

UNIVERSIDADE FEDERAL DE PELOTAS

Programa de Pós-Graduação em Parasitologia



TESE

Assembleia de ácaros nasais e helmintos de *Chrysomus ruficapillus* (Vieillot, 1819) (Passeriformes: Icteridae) de lavouras de arroz do extremo sul do Brasil

Fabiana Fedatto Bernardon

Pelotas, 2017

FABIANA FEDATTO BERNARDON

Assembleia de ácaros nasais e helmintos de *Chrysomus ruficapillus* (Vieillot, 1819) (Passeriformes: Icteridae) de lavouras de arroz do extremo sul do Brasil

Tese apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Parasitologia da Universidade Federal de Pelotas, como requisito para obtenção do título de Doutor em Ciências Biológicas (área de conhecimento:Parasitologia).

Orientadora: Prof.^a Dr^a. Gertrud Müller Antunes

Co-Orientador: Prof. Dr. Joaber Pereira Jr.

Pelotas, 2017

Dados de catalogação na fonte:
Ubirajara Buddin Cruz – CRB-10/901
Biblioteca de Ciência & Tecnologia - UFPel

B111a

Bernardon, Fabiana Fedatto

Assembleia de ácaros nasais e helmintos de *Chrysomus ruficapillus* (Vieillot, 1819) (Passeriformes: Icteridae) de lavou-
ras de arroz do extremo sul do Brasil / Fabiana Fedatto Ber-
nardon. – 162 f. il. color. – Tese (Doutorado). Programa de
Pós-Graduação em Parasitologia. Universidade Federal de Pe-
lotas. Instituto de Biologia. Pelotas, 2017. – Orientador Gertrud
Müller Antunes ; Co-orientador Joaber Pereira Jr.

1.Parasitologia. 2.Garibaldi. 3.Icteridae. 4.Ácaros nasais.
5.Helmintos. 6.Relação hospedeiro-parasito. I.Antunes, Ger-
trud Müller. II.Pereira Jr., Joaber. III.Título.

CDD: 595.42

FABIANA FEDATTO BERNARDON

Assembleia de ácaros nasais e helmintos de *Chrysomus ruficapillus* (Vieillot, 1819) (Passeriformes: Icteridae) de lavouras de arroz do extremo sul do Brasil

Tese aprovada, como requisito parcial , para obtenção do grau de Doutor em Ciências Biológicas, Programa de Pós-Graduação em Parasitologia, Instituto de Biologia, Universidade Federal de Pelotas.

Data da defesa: 24 de Março de 2017

Banca examinadora:

Profa. Dr^a Gertrud Müller Antunes (Orientadora)
Doutora em Ciências Veterinárias pela Universidade Federal do Rio Grande do Sul

Prof. Dr. Joaber Pereira Jr. (Co-orientador)
Doutor em Zoologia pela Universidade Federal do Paraná

Dr^a Tatiana Cheuiche Pesenti
Doutora em Ciências Biológicas pela Universidade Federal de Pelotas

Dr^a Márcia Raquel Pegoraro de Macedo
Doutora em Ciências Biológicas pela Universidade Federal de Pelotas

Dr. Hugo Leonardo da Cunha Amaral
Doutor em Ciências Biológicas pela Universidade Federal de Pelotas

Dr. Renato Zacarias Silva
Doutor em Oceanografia Biológica pela Universidade Federal do Rio Grande

**Dedico este trabalho aos meus pais, Fábio Bernardon e
Edite Fedatto Bernardon e irmão Régis Bernardon**

AGRADECIMENTOS

Em primeiro lugar, agradeço à minha família pelo apoio e amor absolutos, sem vocês teria sido muito difícil chegar até aqui. Ao meu amor Solano Ferlauto Schuch, pela atenção, incentivo e companheirismo!

Às famílias Fedatto, Bernardon, Ferlauto e Schuch que torceram muito durante a longa trajetória (famílias de origem italianas e alemã... difícil nomear a todos).

Às pessoas mais do que especiais que perdi ao longo da vida acadêmica: avós Josephina Ozelame Bernardon, Gentília Biasi Fedatto e Mário Fedatto, e meu sogro Oscar Röhrig Schuch.

Às minhas amigas Alice Beuren, Sandra Rieth e Liane Almeida que foram incansáveis em incentivar e demonstrar o verdadeiro significado de amizade.

A querida orientadora Profa. Dra. Gertrud Müller Antunes agradeço muito pela oportunidade, compreensão, aprendizado, confiança e companhia desde a iniciação científica. Os congressos, simpósios, e ótimas viagens ficam com carinho na memória!

Ao meu co-orientador Prof. Dr. Joaber Pereira Jr. pelo acolhimento, confiança e aprendizado.

À Dra. Carolina Silveira Mascarenhas pela inestimável ajuda desde o mestrado em 2013, em especial pela apresentação dos ácaros nasais que foram ganhando força no LAPASIL. À Dra. Tatiana Cheuiche Pesenti que “topou” encarar a identificação dos Cestoda no ano de 2016 e contribuiu muito para a construção da tese.

Ao Dr. Renato Zacarias Silva, pela paciência, disponibilidade de repassar seu conhecimento e auxiliar nas análises estatísticas. Pude aprender um pouco, mas mais do que isso, conheci uma pessoa especial, meu muito obrigada!

À Ma. Thainá Dutra Vieira pela presença, amizade, convívio e parceria nota 10, sem igual.

À Dra. Márcia de Macedo pelas frases incentivadoras e de prestígio - “a Fabi sabe bastante de morfologia”; - “as fotos da Fabi ficam boas”. - “é bom testar metodologias diferentes de coloração”, além de modelos de documentos, contato com orientador para o exterior e convite para passar um tempo em Turin-Itália, que infelizmente não foi possível por questões burocráticas. À Ma. Alice Suárez, que nos

presenteou com o Bernardo em 2016, obrigada pelo convívio e pelas muitas vezes que disse: “vai dar tudo certo!”.

À Tatiele Lopes Soares pelo auxílio durante o projeto, pela honra de me convidar para ser orientadora do estágio profissionalizante e membro de banca do trabalho de conclusão de curso, colaborando para sua formação como Bióloga da UFPel.

À toda equipe do laboratório de Parasitologia de Animais Silvestres - LAPASIL, estudantes de iniciação científica, colegas do mestrado, doutorado e pós-doutorado.

Aos colegas de PPGP e amigas que fiz ao longo desses anos (6 anos)! Ana Paula Souza, Bruna Baccega, Bianca Hofstatter, Camila Schramm, Cibele Velleda, Cristina Zambrano, Juliana C. Hernandez, Laura M.J. F. Santos, Eliane M. Pereira, Luiza Dias, Mariana Mendes, Mirian Bruni, Roberta Marques e Raphaela Medeiros.

Ao colega Dr. Hugo Leonardo da Cunha Amaral que repassou importantes informações, bibliografias e contatos para a construção do projeto.

Aos funcionários do Departamento de Microbiologia e Parasitologia: Cláudio Alves, Gustavo H. Moreira e à Elza Furtado da Silva pela solicitude.

À Maria Antonieta Machado pela presença, palavras, auxílio e amizade. À ti e à Fabiane Fernandes agradeço por proporcionarem aprendizado sobre os temas referentes às suas dissertações.

Aos pais, amigos e aos velhos lobos Solano Schuch, Aline Azevedo e Irineu Azevedo por suprirem minha ausência na Alcateia Mogli, do Grupo Escoteiro Iguassu.

À Universidade Federal de Pelotas, ao Programa de Pós-graduação em Parasitologia e à CAPES que possibilitaram a realização do projeto e crescimento profissional. À coordenação do PPGP que me auxiliou em vários momentos. Aos professores do PPGP que ensinaram, questionaram e colaboraram ao longo dos cursos de mestrado e doutorado.

À banca do exame de qualificação: Dr. Ricardo Berteaux Robaldo, Dra. Ana Luisa Schifino Valente e Dra. Tatiana Cheuiche Pesenti pelas críticas e elogios.

Ao Prof. Dr. Maximiano P. Cirne, pelas doações de bibliografia e informações preciosas!

À CAPES através do projeto Parasitologia básica 32/2010 que oportunizou enorme crescimento pessoal, cultural e profissional ao garantir a participação em eventos internacionais e nacionais.

Ao ICMBio pela autorização para a coleta das aves.

À “Granjas 4 Irmãos S.A.” pelo acolhimento, pela generosidade em especial ao Jorge Iglesias, Jorge Rieffel, e aos profissionais Solismar Bitencourt Ferreira e Fabiano Rezende Bohlke que foram essenciais para a realização das coletas.

Ao Dr. Fábio Hernandez Akashi que me recebeu e permaneceu com a missão de decifrar os ácaros plumícolas do “garibaldi”.

A cada brasileiro que financia as instituições públicas e permite a realização de sonhos, meu sincero obrigada!

Ao Leitor :

A estrutura da tese foi elaborada da seguinte maneira: introdução (parasitismo, biologia de *Chrysomus ruficapillus*, revisão bibliográfica), objetivos, e quatro capítulos: dois deles sobre a assembleia de ácaros nasais de *C. ruficapillus*, e dois sobre a assembleia dos helmintos da ave. Além disso, foram incluídos ao final da tese dois artigos (Anexo 6 e 7) que apresentam resultados oriundos das seis coletas das aves, mas que não fizeram parte do corpo da tese.

Cinco espécimes de *Molothrus bonariensis* (Gmelin, 1789) (Passeriformes: Icteridae) foram coletados de maneira equivocada durante as saídas de campo, devido sua semelhança (coloração, tamanho) com os machos adultos de *C. ruficapillus*. O material foi examinado e devido a carência de informações sobre os helmintos de *M. bonariensis* no Rio Grande do Sul, foi elaborada uma Nota científica intitulada: “Helminths of *Molothrus bonariensis* (Gmelin, 1789) (Passeriformes: Icteridae) from southernmost Brazil” publicado no Brazilian Journal Veterinary Parasitology no ano de 2016 (Anexo 6), que registra quatro espécies de helmintos para a ave, três delas pela primeira vez para a espécie no Brasil.

A partir de espécimes de *Diplotrriaena bargusinica* Skrjabin, 1917 (Nematoda) de *C. ruficapillus* foi desenvolvido o projeto de mestrado da pós-graduanda Thainá Dutra Vieira intitulado “Caracterização molecular e relações filogenéticas de *Diplotrriaena bargusinica* Skrjabin, 1917 (Nematoda: Diplotrriaenidae)” que resultou no artigo: Morphological, molecular and phylogenetic analyses of *Diplotrriaena bargusinica* Skrjabin, 1917 (Nematoda: Diplotrriaenidae) aceito pela Revista Parasitology International em 2017 (Anexo 7). Este, apresenta a caracterização morfológica/morfométrica, molecular e relações filogenéticas do nematoide.

Além disso, foi desenvolvido o trabalho de conclusão de curso da discente Tatiele Aguiar Lopes Soares, curso de graduação em Ciências Biológicas – Licenciatura da UFPel, com espécimes do trematódeo *Tanaisia valida* coletados de *C. ruficapillus*. O trabalho intitulado: “Caracterização molecular e relações filogenéticas de *Tanaisia valida* Freitas, 1951 (Trematoda: Eucotylidae)” foi defendido em fevereiro de 2017, e teve como base a caracterização molecular e relação filogenética de *T. valida* de *C. ruficapillus*.

RESUMO

BERNARDON, Fabiana Fedatto. **Assembleia de ácaros nasais e helmintos de *Chrysomus ruficapillus* (Vieillot, 1819) (Passeriformes: Icteridae) do sul do Brasil**. 2017.162f. Tese (Doutorado em Parasitologia) – Programa de Pós-graduação em Parasitologia, Instituto de Biologia, Universidade Federal de Pelotas, Pelotas, 2017.

Chrysomus ruficapillus tem distribuição geográfica restrita às Américas. Ocorre no território brasileiro e no Rio Grande do Sul é considerada uma das aves mais abundantes, no entanto, informações sobre parasitos associados à espécie são escassas. Nesse sentido, o objetivo foi conhecer e analisar a assembleia de ácaros nasais e de helmintos de *C. ruficapillus*. Foram examinadas 122 aves (20 fêmeas, 102 machos: 46 adultos e 56 juvenis), coletadas no período de 2013 a 2014 na “Granjas 4 Irmãos S.A.”, município do Rio Grande, Rio Grande do Sul. Para a coleta dos ácaros nasais foi utilizada técnica específica, assim como para a coleta de helmintos. Os ácaros nasais foram identificados morfológicamente e os helmintos através da morfologia e morfometria. Foram estimados os índices parasitológicos: prevalência (P%), abundância média de infecção (AM) e intensidade média de infecção (IMI) para ácaros nasais e helmintos, levando em consideração o total de hospedeiros, e conforme o gênero sexual das aves. Relatadas co-infecções por ácaros nasais e co-ocorrência entre helmintos. As P% e IMI por ácaros nasais foram comparadas estatisticamente: (a) quanto a presença de ácaros nasais considerando o total das aves examinadas; (b) em relação a maturidade sexual dos machos (adultos e juvenis) (n=102); (c) quanto aos períodos de coleta (PC-I e PC-II); (d) quanto a presença de co-infecções de acordo com o período de coleta (PC-I e PC-II) (n=122). Para os helmintos, as P% e IMI foram comparadas: (1) quanto a presença de cada *táxon* parasita (n=122); (2) em relação a maturidade sexual dos machos (n=102); (3) entre os períodos de coleta. Além disso, foram estimados o índice de agregação, o nível de agregação e elaborada a análise de dispersão de três *taxa* de helmintos. Do total de aves examinadas, P%=62,2 foram positivas para ácaros nasais, P%=47,5 para Ereyetidae e P%=27,9 para Rhinonyssidae. A assembleia de ácaros nasais parasitos de *C. ruficapillus* foi composta por: *Boydaiia agelaii* (Ereyetidae), *Sternostoma strandtmanni*, *Ptilonyssus sairae*, *Ptilonyssus icteridius* e *Ptilonyssus* sp. (Rhinonyssidae). Co-infecções ocorreram em 22 aves, entre duas, três e quatro *taxa*. Quanto às comparações estatísticas (a) *B. agelaii* destacou-se quanto à P%=47,5 superior às outras espécies agrupadas. (b) Quanto à maturidade sexual, machos adultos foram parasitados por cinco *taxa* enquanto machos juvenis por quatro. Os machos juvenis apresentaram valores de P% mais elevados que os machos adultos, no entanto, não houve diferença significativa na infecção entre adultos e juvenis. (c) A P% de ácaros nasais foi mais elevada no PC-II (P%=72,6) (outono/inverno austral), porém, não foram verificadas diferenças quanto às IMI; (d) Em relação às co-infecções, foram mais frequentes no outono/inverno austral (PC-II). Quanto às infecções por helmintos, 114 *C. ruficapillus* foram parasitadas por pelo menos um *táxon* (P%=93,4). Trematoda representou (P%=75,4), Cestoda (P%=20,5), Nematoda (P%=57,4) e Acanthocephala (P%=2,4). A assembleia foi composta por 15 *taxa*: *Tanaisia valida* (Eucotylidae), *Prosthogonimus ovatus* (Prosthogonimidae), *Conspicuum conspicuum* (Dicrocoellidae: Leipertrematinae), *Stomylotrema graciosus* (Stomylotrematidae), *Eumegacetes* sp. (Eumegacetidae), *Strigea* sp. (Strigeidae), duas espécies de *Echinostoma* (Echinostomatidae) (Trematoda: Digenea); *Mathevotaenia* sp. (Anoplocephalidae) e *Anonchotaenia* sp.

(Paruterinidae) (Cestoda); *Diplotrriaena bargusinica* (Diplotrriaenidae), *Oxyspirura* sp. (Thelaziidae), uma espécie de Aprocotoidea, uma de Capillariidae (Nematoda) e *Mediorhynchus micranthus* (Gigantorhynchidae) (Acanthocephala). Foram relatadas co-ocorrências por taxa helmintos em 79 hospedeiros. Espécies que apresentam potencial zoonótico foram identificadas (*Echinostoma* spp.), no entanto, com índices extremamente baixos. Relativo as análises estatísticas, (1) Nenhum dos taxa helmintos apresentaram diferença quando comparadas as P% e IMI. (2) O Trematoda *P. ovatus* foi mais prevalente parasitando machos juvenis (P%=21,4) e o Cestoda *Mathevotaenia* (P%=30,4) infectando machos adultos. (3) Em relação aos períodos de coleta, *P. ovatus* destacou-se pela (P%=24,2) no PC-II (outono/inverno austral). Os resultados do índice de agregação e nível de agregação das infrapopulações de *T. valida*, *D. bargusinica* e *Mathevotaenia* sp. apresentaram distribuição agregada e fortemente agregada em *C. ruficapillus*. A análise de dispersão dos taxa, demonstrou que de acordo com o crescimento dos hospedeiros machos, há um declínio na carga das parasitoses de *D. bargusinica* e *Mathevotaenia* sp., enquanto que para *T. valida* as infecções são mantidas. Os três taxa demonstraram uma tendência de diminuição na carga parasitária conforme o ganho de peso das aves. De modo geral, a infecção por ácaros nasais em *C. ruficapillus* sugere que seja influenciada pelo período de coleta e comportamento da ave. Enquanto a infecção por helmintos pela dieta de *C. ruficapillus*, visto que a ingestão de Arthropoda, é essencial na fase inicial da vida da ave. *Chrysomus ruficapillus* é um novo hospedeiro para os ácaros nasais: *Boydaia agelaii*, *Sternostoma strandtmanni* e *Ptilonyssus sairae* no Brasil, e para *Ptilonyssus icteridius* o registro mais austral no continente americano. Pela primeira vez no Brasil, são relatadas para Icteridae: *Stomylotrema gratiosus*, *Eumegacetes*, *Mathevotaenia*, Aprocotoidea e Capillariidae. Os 15 taxa helmintos identificados em *Chrysomus ruficapillus*: *Tanaisia valida*, *Prosthogonimus ovatus*, *Conspicuum conspicuum*, *Stomylotrema gratiosus*, *Eumegacetes* sp., *Strigea* sp., duas espécies de *Echinostoma*; *Mathevotaenia* sp. e *Anonchotaenia* sp.; *Diplotrriaena bargusinica*, *Oxyspirura* sp., uma espécie de Aprocotoidea, uma de Capillariidae e *Mediorhynchus micranthus* são registros inéditos na América do Sul. Gerando portanto, conhecimento sobre a helmintofauna e ampliando as informações sobre a acarofauna desta ave.

Palavras-chave: garibaldi; Icteridae; ácaros nasais; Ereyetidae; Rhinonyssidae, co-infecção; índices parasitológicos; relação hospedeiro-parasito; helmintos; Trematoda; Cestoda; Nematoda; Acanthocephala; co-ocorrência; índice de agregação; nível de agregação.

ABSTRACT

BERNARDON, Fabiana Fedatto. **Nasal mites and helminths assembly of *Chrysomus ruficapillus* (Vieillot, 1819) (Passeriformes: Icteridae) from southern of Brazil.** 2017. 162f. Thesis (Doctorale Degree in Parasitology) – Programa de Pós-graduação em Parasitologia, Instituto de Biologia, Universidade Federal de Pelotas, Pelotas, 2017.

Chrysomus ruficapillus has a geographic distribution restricted to the Americas, occurs in the Brazilian territory and in state of Rio Grande do Sul, is considered one of the most abundant birds, however, informations about parasites associated to the species are scarce. In this sense, the aim of this study was to know and analyze the nasal mites and helminths associated of *C. ruficapillus*. Were examined 122 *C. ruficapillus* (20 female, 102 males: 46 adult and 56 juvenile), collected in the period of 2013 to 2014 at the property "Granjas 4 Irmãos S.A.", Rio Grande, state of Rio Grande do Sul. Nasal mites and helminths were collected with specific technique according each group. Nasal mites were identified morphologically and the helminths through morphology and morphometry. Were estimated the parasitological indexes: prevalence (P%), average abundance of infection (AM) and mean intensity of infection (IMI) for nasal mites and helminths, taking into account the total number of hosts and according to the sexual gender of the birds. Were reported the number of co-infections of nasal mites and co-occurrences between helminth species. P% and IMI for nasal mites were compared for: (a) presence of nasal mites considering the total number of birds examined; (b) in relation to the sexual maturity of males (adults and juveniles) (n=102); (c) collect periods (PC-I and PC-II); (d) presence of co-infections in the collection period (PC-I and PC-II) (n=122). For the helminths, P% and IMI were compared for: (1) presence of each *táxon* parasite (n=122); (2) in relation to the sexual maturity of males (n=102); (3) between the collect periods. In addition, the aggregation index and the level of aggregation were estimated, and elaborat the dispersion analysis of three *taxa* helminths. Of the total number of birds examined, P%=62.2 were positive for nasal mites, P%=47.5 for Ereyetidae and P%=27.9 for Rhinonyssidae. The nasal mites assembly of *C. ruficapillus* was composed by: *Boydaiia agelaii* (Ereyetidae), *Sternostoma strandtmanni*, *Ptilonyssus sairae*, *Ptilonyssus icteridius* and *Ptilonyssus* sp. (Rhinonyssidae). Co-infections were occurs in 22 birds, between two, three and four *taxa*. Relative to statistical analyzes (a) *B. agelaii* stood out for the P% (47.5); (b) Regarding sexual maturity, adult males were parasitized by five species while the juvenile males by four. Juvenile males presented values of P% higher than adult males, however, there was no differences in the infection between adult males and juvenile males; (c) The P% of nasal mites were higher in the PC-I (P%=72.6) (spring / summer in south hemisphere), however, there was no difference regarding IMI; (d) In relation to nasal mite co-infections, they were more frequent in the autumn/winter (PC-II) in south hemisphere. As for helminth infections, 114 *C. ruficapillus* were parasitized by at least one *táxon* (P%=93.4). Trematoda represented (P%=75.4), Cestoda (P%=20.5), Nematoda (P%=57.4) and Acanthocephala (P%=2.4). The assembly was composed by 15 *taxa*: *Tanaisia valida* (Eucotylidae: Tanaisiinae), *Prosthogonimus ovatus* (Prosthogonimidae), *Conspicuum conspicuum* (Dicrocoellidae: Leipertrematinae), *Stomylotrema graciosus* (Stomylotreumatidae), *Eumegacetes* sp. (Eumegacetidae), *Strigea* sp. (Strigeidae), two species of *Echinostoma* (Echinostomatidae) (Trematoda: Digenea); *Mathevotaenia* sp. (Anoplocephalidae) and *Anonchotaenia* sp. (Paruterinidae) (Cestoda); *Diplotriaena bargusinica* (Diplotriaenidae), *Oxyspirura* sp.

(Thelaziidae), one species of Aprocotoidea, one of Capillariidae (Nematoda) and *Mediorhynchus micranthus* (Gigantorhynchidae) (Acanthocephala). Co-occurrences by helminths were reported in 79 hosts. Species with zoonotic potential were identified (*Echinostoma* spp.), however, with extremely low indexes. Relative to statistical analyzes, (1) None of the helminth taxa presented a difference when compared to P% and IMI; (2) *P. ovatus* (Trematoda) was more prevalent parasitizing juvenile males (P%=21.4) and *Mathevotaenia* (Cestoda) (P%=30.4) infecting adult males. (3) Regarding the collection periods, *P. ovatus* stood out by the (P%=24.2) in PC-II (autumn / winter in south hemisphere). The results of the dispersion index and level of aggregation of the infrapopulations of *T. valida*, *D. bargusinica* and *Mathevotaenia* sp. presented aggregate and strongly aggregated distribution in *C. ruficapillus*. The dispersion analysis of the taxa showed that according to the growth of male hosts, there is a decline in parasite load of *D. bargusinica* and *Mathevotaenia* sp. while for *T. valida* the infections are maintained. Regarding body weight, the three taxa showed a tendency of decrease in the parasitic load towards the mass gain of the birds. In general, the infection by nasal mites in *C. ruficapillus* suggests that is influenced by the collection periods and behavior of the bird. While the acquisition of helminths by *C. ruficapillus* is mainly related to the diet, since the ingestion of Arthropoda, is essential in the initial phase of the life of the bird. *C. ruficapillus* represents a new host for the nasal mites: *Boydaiia agelaii*, *Sternostoma strandtmanni* and *Ptilonyssus sairae* in Brazil, and for *Ptilonyssus icteridius* the southernmost record in the American continent. For the first time in Brazil, they were reported for Icteridae: *S. graciosus*, *Echinostoma*, *Eumegacetes*, *Mathevotaenia*, Aprocotoidea and Capillariidae. The 15 taxa of helminths identified in *Chrysomus ruficapillus*: *Tanaisia valida*, *Prosthogonimus ovatus*, *Conspicuum conspicuum*, *Stomylotrema graciosus*, *Eumegacetes* sp., *Strigea* sp., two species of *Echinostoma*; *Mathevotaenia* sp. and *Anonchotaenia* sp.; *Diplotriaena bargusinica*, *Oxyspirura* sp., one species of Aprocotoidea, one of Capillariidae and *Mediorhynchus micranthus* are unpublished records in South America. Generating therefore, knowledge about the bird's helminth fauna and contributing to the informations about the mite fauna existing.

Key-words: chestnut-capped blackbird; Icteridae; nasal mites; Ereynetidae; Rhinonyssidae, co-infection; indexes parasitological; relationship host-parasite; helminths; Trematoda; Cestoda; Nematoda; Acanthocephala; co-occurrence; CRD (aggregation index); NTL (level of aggregation).

LISTA DE FIGURAS

Introdução

Figura 1	Ocorrência das espécies de <i>Chrysomus</i> no Brasil.....	28
Figura 2	Distribuição de <i>Chrysomus ruficapillus</i> (Vieillot, 1819) (Passeriformes: Icteridae).....	29
Figura 3	<i>Chrysomus ruficapillus</i> (Vieillot, 1819) (Passeriformes: Icteridae).....	33

Capítulo I

Figura 1	Assembleia de ácaros nasais (Ereynetidae e Rhinonyssidae) parasitos de <i>Chrysomus ruficapillus</i> (Vieillot, 1819) (Passeriformes: Icteridae) do extremo sul do Brasil.....	48
----------	--	----

Capítulo II

Figura 1	Assembleia de ácaros nasais parasitos de <i>Chrysomus ruficapillus</i> (Vieillot, 1819) (Passeriformes: Icteridae) do extremo sul do Brasil.....	58
----------	--	----

Capítulo III

Figura 1	Trematoda (Digenea) parasitos de <i>Chrysomus ruficapillus</i> Vieillot, 1819 (Passeriformes: Icteridae) do extremo sul do Brasil.....	71
Figura 2	Cestoda parasitos de <i>Chrysomus ruficapillus</i> (Vieillot, 1819) (Passeriformes: Icteridae) do extremo sul do Brasil.....	72
Figura 3	<i>Diplotrriaena bargusinica</i> Skrjabin, 1917 (Nematoda:	

	Diplotriaenidae) de <i>Chrysomus ruficapillus</i> (Vieillot, 1819) (Passeriformes: Icteridae do extremo sul do Brasil.....	73
Figura 4	Nematoda parasitos de <i>Chrysomus ruficapillus</i> (Vieillot, 1819) (Passeriformes: Icteridae) do extremo sul do Brasil.....	74
Figura 5	<i>Mediorhynchus micracanthus</i> (Rudolphi, 1819) (Acanthocephala: Gigantorhynchidae) de <i>Chrysomus ruficapillus</i> (Vieillot, 1819) (Passeriformes: Icteridae) do extremo sul do Brasil.....	75
Capítulo IV		
Figura 1	Dispersão dos helmintos <i>Tanaisia valida</i> Freitas, 1951 (Trematoda), <i>Diplotriaena bargusinica</i> Skrjabin, 1917 (Nematoda) e <i>Mathevotaenia</i> sp. (Cestoda) de acordo com o comprimento de <i>Chrysomus ruficapillus</i> (Vieillot, 1819) (Passeriformes: Icteridae) do extremo sul do Brasil.....	104
Figura 2	Dispersão dos helmintos <i>Tanaisia valida</i> Freitas, 1951 (Trematoda), <i>Diplotriaena bargusinica</i> Skrjabin, 1917 (Nematoda) e <i>Mathevotaenia</i> sp. (Cestoda) parasitos de acordo com o peso de <i>Chrysomus ruficapillus</i> (Vieillot, 1819) (Passeriformes: Icteridae) do extremo sul do Brasil.....	105

LISTA DE TABELAS

Introdução

Tabela 1	Revisão bibliográfica de ácaros nasais Prostigmata: Ereyenetidae em Icteridae do Continente Americano.....	35
Tabela 2	Revisão bibliográfica de ácaros nasais Mesostigmata: Rhinonyssidae em Icteridae no Continente Americano.....	36
Tabela 3	Revisão bibliográfica de helmintos de Icteridae no Brasil de acordo com as referências citadas.....	39

Capítulo I

Tabela 1	Prevalência (P%), abundância média de infecção ($AM \pm DP$), intensidade média de infecção ($IMI \pm DP$) e amplitude de variação (Ax) dos ácaros nasais: Ereyenetidae e Rhinonyssidae de <i>Chrysomus ruficapillus</i> (Vieillot, 1819) (Passeriformes: Icteridae) do extremo sul do Brasil.....	48
----------	--	----

Capítulo II

Tabela 1	Prevalência (P%), abundância média (AM), intensidade média (IMI), e amplitude de variação (Ax) dos ácaros pertencentes à Ereyenetidae e Rhinonyssidae de <i>Chrysomus ruficapillus</i> (Vieillot, 1819) (Passeriformes: Icteridae) (n=122) do extremo sul do Brasil. Prevalências dos ácaros nas fêmeas (F), machos juvenis (MJ) e machos adultos (MA).....	58
----------	---	----

Tabela 2	Comparação da Prevalência (P%) e intensidade média de infecção (IMI) dos ácaros Ereyetidae X Rhinonyssidae: entre <i>Ptilonyssus</i> spp. X <i>Sternostoma strandtmann</i> e entre as espécies de Rhinonyssidae parasitos de <i>Chrysomus ruficapillus</i> (Vieillot, 1819) (Passeriformes: Icteridae) (n=122) provenientes do extremo sul do Brasil.....	59
Tabela 3	Comparação dos índices de prevalência (P%) e intensidade média de infecção (IMI) dos ácaros Ereyetidae (E) e Rhinonyssidae (R) em machos adultos (MA) e machos juvenis (MJ) de <i>Chrysomus ruficapillus</i> (Vieillot, 1819) (Passeriformes: Icteridae) do extremo sul do Brasil.....	60
Tabela 4	Co-infecções por ácaros nasais parasitos <i>Boydaia agelaii</i> Fain & Aitken, 1967 (Ereyetidae), <i>Sternostoma strandtmanni</i> Furman, 1957, <i>Ptilonyssus sairae</i> Castro, 1948, <i>Ptilonyssus icteridius</i> (Strandtmann & Furman, 1956) e <i>Ptilonyssus</i> sp. (Rhinonyssidae). Entre duas espécies de ácaros, três espécies de ácaros e entre quatro espécies de acordo com cada indivíduo de <i>Chrysomus ruficapillus</i> (Vieillot, 1819) (Passeriformes: Icteridae) (n=122) do extremo sul do Brasil.....	61
Capítulo III		
Tabela 1	Assembleia de helmintos de <i>Chrysomus ruficapillus</i> (Vieillot, 1819) (Passeriformes: Icteridae) do extremo sul do Brasil. Sítios de infecção (SI), número de aves infectadas (NAI) e índices parasitológicos: prevalência (P%), abundância média de infecção (AM), intensidade média de infecção (IMI) e amplitude de variação (Ax).....	76

Capítulo IV

Tabela 1	Helmintofauna parasita, sítios de infecção (SI), número de parasitos (n) e períodos de coleta (PC-I primavera/verão austral; PC-II outono/inverno austral) de <i>Chrysomus ruficapillus</i> (Vieillot, 1819) (Passeriformes: Icteridae) provenientes do extremo sul do Brasil.....	99
Tabela 2	Prevalência (P%), abundância média de infecção (AM), intensidade média de infecção (IMI), amplitude de variação (Ax) da assembleia de helmintos de <i>Chrysomus ruficapillus</i> (Vieillot, 1819) (Passeriformes: Icteridae) do extremo sul do Brasil (n=122). P% e IMI dos helmintos por gênero sexual das aves infectadas: fêmeas (F) (n=20), machos adultos (MA) (n=46) e machos juvenis (MJ) (n=56).....	100
Tabela 3	Prevalência (P%) e intensidade média de infecção (IMI) dos helmintos (com prevalência geral > 7%) nos machos adultos (MA) e machos juvenis (MJ) de <i>Chrysomus ruficapillus</i> (Vieillot, 1819) (Passeriformes: Icteridae) do extremo sul do Brasil (n=102).....	101
Tabela 4	Prevalência (P%) e intensidade média de infecção (IMI) para os helmintos (com prevalência geral > 7%) de <i>Chrysomus ruficapillus</i> (Vieillot, 1819) (Passeriformes: Icteridae) (n=102) do extremo sul do Brasil relativos aos períodos de coleta: PC-I (n=60) (dezembro, janeiro e fevereiro) e PC-II (n=62) (maio, junho e julho).....	102
Tabela 5	Índice de agregação (CDR) e Nível de agregação (K) para as infrapopulações de <i>Tanaisia valida</i> Freitas, 1951 (Trematoda: Eucotylidae), <i>Diplotrriaena bargusinica</i>	

Skrjabin, 1917 (Nematoda: Diplostriaenidae) e <i>Mathevotaenia</i> sp. (Cestoda: Anoplocephalidae) em <i>Chrysomus ruficapillus</i> (Vieillot, 1819) (Passeriformes: Icteridae) do extremo sul do Brasil.....	102
--	-----

Lista de Abreviaturas e Siglas

P(%)	Prevalência
IMI	Intensidade média de infecção
AM	Abundância média de infecção
Ax	Amplitude de variação
DP	desvio padrão
FO%	frequência de ocorrência
et al.	e colaboradores
°C	graus Celsius
ca.	cerca de (=circa)
cm	Centímetros
mm	Milímetros
g	Gramas
F	Fêmeas
MA	macho adulto
MJ	macho juvenil
PC-I	período de coleta – I
PC-II	período de coleta – II
AN	América do Norte
AC	América Central
AS	América do Sul
CEEA	Comissão de Ética em Experimentação Animal
ICMBio	Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade
LAPASIL	Laboratório de Parasitologia de Animais Silvestres
CALAPASIL	Coleção de Artrópodes de Animais Silvestres
CHLAPASIL	Coleção de Helminthos de Animais Silvestres

SUMÁRIO

1. INTRODUÇÃO	22
1.1 Parasitismo.....	22
1.2 Arrozais e diversidade de aves no Brasil.....	25
1.3 Biologia de <i>Chrysomus ruficapillus</i> (Vieillot, 1819) (Passeriformes: Icteridae)	27
1.4 Revisão bibliográfica	34
2. OBJETIVOS	43
2.1 Objetivo geral	43
2.2 Objetivos específicos	43
2.2.1 Ácaros nasais.....	43
2.2.2 Helmintos	44
3. HIPÓTESE	44
4 - Capítulo I.....	45
Assembleia de ácaros nasais (Ereynetidae, Rhinonyssidae) de <i>Chrysomus ruficapillus</i> (Vieillot, 1819) (Passeriformes: Icteridae) do extremo sul do Brasil	45
4.1 Introdução	45
4.2 Material e Métodos.....	46
4.3 Resultados	47
4.4 Discussão.....	49
5 - Capítulo II.....	52
Relações hospedeiro-parasito e co-infecção por ácaros nasais de <i>Chrysomus ruficapillus</i> (Vieillot, 1819) (Passeriformes: Icteridae) do extremo sul do Brasil	52
5.1 Introdução	52
5.2 Material e Métodos.....	54
5.2.1 Coleta dos hospedeiros.....	54
5.2.2 Coleta, preparação e identificação dos ácaros nasais	55
5.2.3 Análise parasitológica.....	56

5.3 Resultados	57
5.4 Discussão.....	61
6 - Capítulo III.....	67
Assembleia de helmintos de <i>Chrysomus ruficapillus</i> (Vieillot, 1819) (Passeriformes: Icteridae) do extremo do sul do Brasil	67
6.1 Introdução	67
6.2 Material e Métodos.....	68
6.3 Resultados	69
6.4 Discussão.....	76
7 - Capítulo IV	92
Relações hospedeiro-parasito e co-ocorrência de helmintos em <i>Chrysomus ruficapillus</i> (Vieillot, 1819) (Passeriformes: Icteridae) de lavouras do extremo sul do Brasil	92
7.1 Introdução	92
7.2 Material e Métodos.....	94
7.2.1 Coleta dos hospedeiros.....	94
7.2.2 Necropsia	95
7.2.3 Preparação e identificação dos helmintos.....	95
7.2.4 Análise parasitológica.....	96
7.3 Resultados	97
7.4 Discussão.....	106
8. Conclusões.....	113
9. Considerações finais	115
Referências	116
Apêndice	132
Anexo	135

1. INTRODUÇÃO

1.1 Parasitismo

O parasitismo é considerado um dos modos de vida mais bem sucedidos exibidos pelos organismos (PRICE, 1980; POULIN, 2000). É a relação entre seres vivos, onde existe unilateralidade de benefícios, sendo um dos envolvidos prejudicados pela simbiose, mesmo que tenda ao equilíbrio (NEVES, 2001). Os parasitos são extremamente diversos e considerados elementos chave nos processos evolucionários e ecológicos (GÓMEZ; NICHOLS, 2013). Ocorrem em todas as teias tróficas e representam 40-50% dos organismos do mundo e são considerados componentes integrais de todos os ecossistemas (DOBSON et al., 2008).

Poulin (2000) sugere que para cada espécie de uma comunidade de animais de vida livre, há pelo menos, uma espécie de parasito associada. Parasitos, comumente possuem complexos ciclos de vida que dependem de interações (hospedeiro-parasito) para sua transmissão (MARCOGLIESE, 2005). Esses complexos ciclos de vida fornecem informações valiosas quanto à ecologia trófica como: estrutura das teias, preferências alimentares e modo de forrageamento dos hospedeiros (MARCOGLIESE; CONE, 1997; OVERSTREET, 1997; MARCOGLIESE, 2003).

Os parasitos utilizam múltiplos habitat podendo ser encontrados em sítios e subsítios (microhabitat) de um mesmo hospedeiro (ANDERSON, 2000), capacidade, esta, selecionada através dos processos evolutivos, ao longo da história de vida desses organismos. Apresentam características morfológicas e fisiológicas específicas para viver nesses ambientes, uma vez que são necessárias adaptações para sobreviver às diferentes condições (BROOKS; HOBERG, 2000).

A transmissão dos parasitos pode ocorrer de modo direto ou indireto, envolvendo ou não hospedeiros intermediários e/ou paratênicos. Nos ciclos monoxênicos, o estágio infectivo geralmente está presente no ambiente de maneira livre, sensível à temperatura, umidade, salinidade, incidência solar entre outros fatores ambientais. Para infecções gastrointestinais, o hospedeiro definitivo, ingere a forma infectante através da ingestão de água, alimento ou pelo contato. Parasitos com ciclos heteroxenos, dependem obrigatoriamente da participação de hospedeiros intermediários ou paratênicos que albergam as formas infectantes, transmitidos troficamente para os hospedeiros definitivos (OLSEN, 1974; BUSH et al., 2001; ANDERSON, 2000). Diversos organismos podem atuar como hospedeiros intermediários para mais de uma espécie de parasito e alguns vertebrados podem servir como hospedeiros definitivos para mais de uma espécie de parasito (BROOKS; HOBERG, 2000). As espécies podem ser classificadas em generalistas, especialistas, etc. As especialistas são capazes de sobreviver e se reproduzir em uma ou algumas (poucas) espécies hospedeiras, p. ex: *Taenia solium* Linnaeus, 1758 (Cestoda). Generalistas, podem ser encontradas em uma ampla variedade de hospedeiros (anfíbios, répteis e mamíferos). No entanto, um parasito pode ser especialista em relação ao hospedeiro intermediário, mas um generalista com relação ao hospedeiro definitivo (vice-versa). Para determinar se um parasito é generalista ou especialista precisa se conhecer muito sobre ele e todos os seus hospedeiros em potencial (BUSH et al., 2001).

Algumas espécies tem a capacidade de modificar o comportamento de seus hospedeiros, como *Euhaplorchis californiensis* (Lafferty & Morris, 1996) (Trematoda: Heterophyidae) que maximiza sua transmissão e ciclo de vida ao manipular o comportamento de *Fundulus parvipinnis* Girard, 1854 (Cyprinodontiformes: Fundilidae), uma vez que atingem o cérebro do peixe tornando-o 10 a 30 vezes mais vulneráveis para predação por aves (hospedeiros definitivos) (LAFFERTY, 2008).

A susceptibilidade às infecções parasitárias dos hospedeiros definitivos podem estar relacionadas a diversos fatores (=heterogeneidades) tais como: idade, ontogenia (BUSH et al., 2001; PEREIRA JR., 2004), gênero sexual (BUNDY, 1988; BARGER, 1993 WIRSING et al., 2007), maturidade sexual (WILSON et al., 2002; KLEIN, 2004), tamanho corporal, estágio reprodutivo, imunocompetência, genética, influências hormonais (KLEIN, 2004; REED et al., 2012), comportamento, dieta

(PEREIRA JR., 2004; TIMI; LANFRANCHI, 2013), além da sazonalidade, estado nutricional etc. (WILSON et al., 2002). Nas aves, mecanismos hormonais ou comportamentais, em grande parte mediados pelo controle parental, podem predispor os jovens a serem mais infectados devido ao sistema imunológico menos eficiente (imaturo). Em Mamalia a transferência materna de imunidade forneça algum grau de proteção, respostas imunes primárias dos filhotes no contato inicial com um parasita podem ser ineficientes e levar mais tempo para ativá-las, do que nas respostas subsequentes (novos contatos) (REED et al., 2012).

Em contrapartida, alguns autores defendem que o gênero sexual é fator importante nas diferenças das infecções (prevalência e intensidade média de infecção). Para Mammalia, Wirsing et al. (2007) relataram que machos são mais suscetíveis ao parasitismo em relação às fêmeas, devido ao seu tamanho, ao hormônio testosterona (imunossupressor) além dos esforços para o acasalamento. Enquanto, Roberts et al. (1996) atribuem às fêmeas as maiores taxas de infecção, em períodos gestacionais e lactação tornam-se mais facilmente infectáveis. Entretanto, as informações sobre o assunto são incipientes ou sem senso comum, quanto à importância do gênero sexual. Além disso, é importante considerar que cada espécie parasita responde aos padrões ecológicos, características filogenéticas e evolutivas específicas (WILSON et al., 2002).

Aspectos negativos relacionados aos parasitos referem-se principalmente às doenças, que podem provocar mortalidade, afetando substancialmente as populações de hospedeiros (diminuindo sua fecundidade, comprometendo seu crescimento e estado nutricional) (WOOD et al., 2007). Também podem afetar a segurança sanitária humana, causando gastos hospitalares ou ainda prejuízos econômicos para espécies domesticadas (CHUNG et al., 1995; COMBES, 1996). No entanto, o mesmo mecanismo que causa malefícios, atua de maneira positiva, estabilizando os ecossistemas, pois os parasitos podem atuar como reguladores das populações hospedeiras, realizando a manutenção da diversidade genética e da estrutura das comunidades de metazoários (WINDSOR, 1995).

De acordo com Marcogliese & Cone (1997), os parasitos, podem ser utilizados como marcadores biológicos naturais da saúde dos ecossistemas. A poluição e outros estressores, como mudanças climáticas, podem impactar

populações e comunidades de organismos, e portanto, a estrutura da teia alimentar, refletindo inclusive na composição dos parasitos. Logo, os parasitos, são excelentes indicadores de qualidade, saúde e estabilidade dos ecossistemas (BROOKS; HOBERG, 2000; MARCOGLIESE, 2001, 2005).

Infelizmente, os parasitos há muito tempo são negligenciados por ecologistas e evolucionistas por, pelo menos, duas razões: seu tamanho geralmente diminuto, que dificulta sua percepção, manipulação e identificação, e por suas funções ecológicas parecerem insignificantes (COMBES, 1996). Entretanto, o conhecimento da diversidade parasitária, sua distribuição geográfica e associação com hospedeiros, são essenciais para a compreensão da diversidade existente, assim como suas relações e reconhecimento do potencial de disseminação de determinado patógeno (BROOKS; HOBERG, 2000). Dessa maneira, esses organismos são extremamente significativos componentes vitais da biosfera, contribuindo para a preservação da riqueza genética de espécies no ecossistema, realizando a manutenção da composição da fauna nativa, protegendo os ecossistemas de espécies invasoras (COMBES, 1996).

Passeriformes Linnaeus, 1758 são frequentemente utilizados como modelos para estudos biológicos (BATESON; FEENDERS, 2010) e naturalmente parasitados por Platyhelminthes, Nematoda e Acanthocephala (TRAVASSOS et al., 1969; VICENTE et al., 1995; ANDERSON, 2000; ATKINSON, 2009). Considerando que o Brasil possui uma das avifaunas mais ricas do mundo, muito se tem a conhecer sobre a fauna parasitária associada ao grupo. Essas informações podem resultar em dados elucidativos sobre a história de vida das espécies, hábitos alimentares, comportamentais utilizando um método vantajoso em função da praticidade, baixo custo e por refletir características da população hospedeira como um todo, e não de comportamento de um indivíduo em especial (MOSER, 1991).

1.2 Arrozais e diversidade de aves no Brasil

A América do Sul é considerada o continente das aves, segundo o Comitê Brasileiro de Registros Ornitológicos (2015), no Brasil, 1.919 espécies foram

registradas: 1.692 consideradas residentes, 277 endêmicas, 120 visitantes e 66 pouco frequentes, distribuídas em 33 ordens, 103 famílias e 705 gêneros. Esse número tende a aumentar, pois novas informações são geradas e espécies continuam a ser descobertas.

O Brasil possui umas das maiores diversidades de aves do mundo juntamente com a Colômbia e Peru, considerado o segundo maior em número de espécies, atrás apenas da Colômbia (CBRO, 2015). Um dos fatores que justificam essa riqueza são os ecossistemas muito variados com grande complexidade ecológica, além do clima tropical que oferece recursos e nichos diversos a serem explorados. Outra característica da avifauna brasileira é o elevado número de espécies endêmicas, totalizando 277 espécies (CBRO, 2015), que de acordo com a “Organização não Governamental Conservation International”, encontra-se atrás apenas da Indonésia (397) e da Austrália (355) (BRASIL 500 PÁSSAROS, 2000). No entanto, a fragmentação de habitats, o desmatamento, poluição, implementação de rodovias, urbanização, colisões, caça, comércio ilegal entre outros fatores, constituem ameaças às aves (RIBEIRO; SILVA, 2007; SACCO et al., 2015).

A ordem com maior número de espécies é Passeriformes corresponde a 60% do total da diversidade, composta por 56 famílias representadas por 5.750 espécies com ampla distribuição (HICKMANN et al., 2013). No Brasil, fazem parte de Passeriformes, 38 famílias, entre elas, Icteridae Vigors, 1825, originária do continente Americano (exclusiva do Novo Mundo). Acredita-se que as espécies tenham imigrado para a América do Sul, distribuindo-se do Ártico à Terra do Fogo, atingindo maior diversificação neste continente (SICK, 1997; CBRO, 2015). Praticamente todos os membros que compõe Icteridae tem algo de preto na plumagem e muitos apresentam as cores amarelo ou vermelho vivo contrastante. Tem bico cônico e liso, em muitos casos notavelmente pontiagudo, tomando a forma de pinças importantes para a alimentação e construção dos ninhos. Não possuem plumagem alta em frente aos olhos, para não obstruir a visão durante o hábito singular de perscrutarem a área para se alimentar (SICK, 1997). A tendência gregária dentro de vários icterídeos sobressai mais nos representantes paludícolas. Os bandos de “pássaros-pretos” que assolam os arrozais mostram o denominado “mimetismo social” que significa a associação de espécies de aves que tem colorido

padrão com desenho semelhante (SICK, 1997; SILVA, 2004; CIRNE; LÓPEZ-IBORRA, 2005).

As lavouras de arroz irrigado são agro-ecossistemas aquáticos temporários que, ao serem inundados, propiciam o desenvolvimento de comunidades bióticas relativamente maduras e complexas, dotadas de altos índices de produtividade (FORÉS; COMÍN, 1992; DIAS; BURGER, 2005). Nesse sentido, diversas pesquisas demonstram a importância da orizocultura irrigada como local de alimentação, descanso e reprodução para a avifauna (FALLAVENA, 1988; DIAS; BURGER, 2005; SILVA, 2008; CROZARIOL, 2008, 2010). Pois, o ciclo biológico de diversas espécies de aves, sucedem-se de acordo com as diferentes fases do ciclo biológico do arroz (DIAS; CIRNE; SILVA, 1997).

O arroz, *Oryza sativa* L. (Poales: Poaceae) é uma planta da família das gramíneas valorosa por ser um dos cereais mais consumidos do mundo. O Brasil é o nono maior produtor mundial e colheu 11,26 milhões de toneladas na safra 2009/2010. A produção do cereal está distribuída nos estados do Rio Grande do Sul, Santa Catarina e Mato Grosso. O cultivo de arroz irrigado, praticado na região Sul do Brasil contribui, em média, com 54% da produção nacional, sendo o Rio Grande do Sul o maior produtor brasileiro (MA, 2013).

1.3 Biologia de *Chrysomus ruficapillus* (Vieillot, 1819) (Passeriformes: Icteridae)

No Brasil, Icteridae é composta por 40 espécies, distribuídas em 19 gêneros, dentre eles *Chrysomus* Swainson, 1837. Representados por duas espécies: *C. icterocephalus* (Linnaeus, 1766) (iratauá-pequeno) e *C. ruficapillus* (Vieillot, 1819) conhecido popularmente como garibaldi (CBRO, 2015) ou internacionalmente como “chestnut-capped blackbird” (Figura 1a-d). *Chrysomus* spp. são consideradas os representantes mais primitivos da família (SICK, 1997), cantam repetidas vezes durante o voo e também em pouso coletivo, sendo conhecidos pela algazarra que provocam durante as reuniões crepusculares. As vocalizações de chamamento e advertência de algumas espécies são bem parecidas, no solo, andam de postura ereta, correm sobre plantas flutuantes e trepam no taboal segurando-se em colmos separados, à feição de saracuras e socós (SICK, 1997).

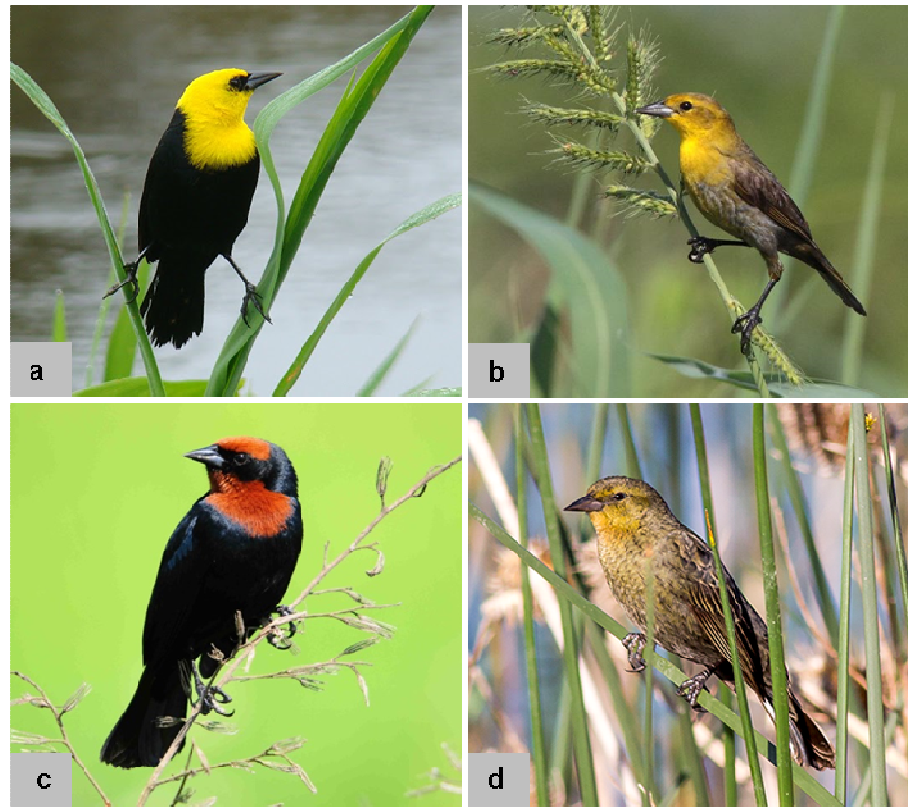


Figura 1 - Ocorrência das espécies de *Chrysomus* no Brasil: *C. icterocephalus* (Linnaeus, 1766) e *C. ruficapillus* (Vieillot, 1819) (Passeriformes: Icteridae). **a.** macho adulto de *C. icterocephalus*; **b.** fêmea adulta de *C. icterocephalus*; **c.** macho adulto de *C. ruficapillus* **d.** fêmea adulta de *C. ruficapillus*. Fonte: NASSAR, P.M., 2011; AFFONSECA, A., 2012; MATTO, J., 2016; SPINUZZA, J.M., 2016.

No Rio Grande do Sul, ocorrem 19 espécies de Icteridae, com 13 gêneros, dentre eles, *C. ruficapillus*, único representante do gênero no estado brasileiro (BENCKE et al., 2010). A espécie é um dos representantes das comunidades bióticas favorecidas pelos agroecossistemas (DIAS; BURGER, 2005; CROZARIOL, 2008) uma vez que está intimamente relacionada ao cultivo de arroz irrigado. A distribuição de *C. ruficapillus*, compreende a Guiana Francesa, Brasil, Bolívia, Paraguai, Argentina e Uruguai (IUCN, 2017) (Figura 2), portanto, limitada ao continente sul americano (Figura 2).



Figura 2 - Distribuição de *Chrysomus ruficapillus* (Vieillot, 1819) (Passeriformes: Icteridae) de acordo com a IUCN, 2017. Fonte: JARAMILO, A.; BURKE, P., 1999 adaptada. Escala= 1.000km.

A ave apresenta nítido dimorfismo sexual, os machos adultos possuem coloração negro-azulada reluzente com boné, garganta e peito ferrugíneo acastanhado, enquanto os machos sub adultos são pretos manchados de pardo (Figura 3 a-b). As fêmeas adultas são pardo-olivácea com garganta amarelada, lado inferior e barriga mais claros e lado superior estriados de negro, enquanto as jovens são menos coloridas (Figura 3 c-d) (BELTON, 2004; SILVA, 2004). O peso médio dos machos é de 38 gramas e das fêmeas 31 gramas (RODRIGUES; NASSIF, 1997).

É paludícola, com hábito gregário podendo ser encontrada em bandos que variam de poucas aves até milhares (Figura 3 i-j). Considerada uma das aves mais abundantes do estado, habita praticamente todas as partes do Rio Grande do Sul

onde há banhados com juncos ou arrozais (FALLAVENA, 1988; BELTON, 1994; SILVA, 2004). Não consta nas listas de espécies ameaçadas (IUCN RedList), no entanto, é apontada como importante “praga” no cultivo de arroz, devido aos prejuízos causados às lavouras, desde o plantio à colheita dos grãos (SILVA, 2004; IUCN, 2017). Estimativas sobre os danos indiretos da população da ave na propriedade “Granjas 4 Irmãos S.A.” em Rio Grande, foram calculados para a safra de 1996/1997 e chegaram a 116-181 dólares por hectare (SILVA, 2004).

Durante a semeadura, as aves comem sementes e arrancam as plântulas. O ataque mais intenso ocorre nas lavouras localizadas até 200 metros de bosques ou banhados e exige, na maioria dos casos, a ressemeadura. Os pássaros deslocam-se, num movimento constante de ir e vir, entre os bosques ou banhados e a lavoura. Nas lavouras mais afastadas dos bosques e banhados, os bandos ao se alimentarem, atuam como um “rolo-compressor”, no qual os indivíduos localizados na parte posterior do bando voam para frente, sobre os demais, num movimento contínuo. O ataque, menos intenso, ocorre em manchas por toda a extensão da lavoura, não sendo, na maioria dos casos, necessária a ressemeadura. A redução média do “estande” é de 57,9% nas áreas próximas aos bosques e 24,4% nas mais afastadas (CIRNE et al., 1997). No entanto, o *status* atual da ave (superpopulação) envolve muitas razões, entre elas e possivelmente a principal, o fato das lavouras disponibilizarem a primeira oferta alimentar para os garibaldis adultos e juvenis, após a estação do inverno, quando há diminuição da produção de sementes de espécies silvestres e consequentemente mortalidade natural dos filhotes. Além disso, o manejo contínuo do cultivo na propriedade e também no escoamento da produção contribuem para o aumento populacional (SILVA, 2004). Como consequência, essa oferta adicional de alimento, possivelmente estimula as fêmeas a ampliarem, tanto o período como a intensidade de reprodução (SILVA et al., 1997).

O período reprodutivo de *C. ruficapillus* ocorre entre os meses de setembro e maio, quando ocorre a separação das aves em grupos. O macho é responsável pela construção do ninho (com fibras vegetais) (Figura 3 e-h) que atrairá a fêmea, que o reconhece revestindo-o com estruturas florais finas, macias e delgadas (e.g. *Panicum* sp., *Digitaria* sp., *Cynodon* sp.) sinalizando o aceite do ninho e, consequentemente, do macho para o processo reprodutivo. Para edificação dos ninhos utilizam vegetação aquática ou folhas de arroz, os ninhos tem formato de taça (Figura 3 e-h) com distância da água variando entre 20 a 60 cm nas plantações de arroz e nos

juncos e nos banhados naturais de 100 a 200 cm. As fêmeas põem de 1 a 4 ovos de coloração branca levemente azulada (FALLAVENA, 1988) (Figura 3 e-f). A distância do ninho à superfície da lâmina de água pode estar relacionada com a postura, visto que ninhos edificados a uma altura média de 15cm apresentam postura de 3,6 ovos, enquanto que os construídos a uma altura média de 65cm, em média, 1 ovo por ninho (CIRNE et al., 1997).

Dentro da lavoura, a nidificação tem início no momento em que o arroz e/ou plantas invasoras da lavoura apresentam condições de sustentar os ninhos, geralmente, quando surge o colmo da panícula. As lavouras de arroz, por constituírem banhados artificiais de duração limitada e “equilíbrio” constante, apresentam condições propícias para a nidificação, como densa cobertura vegetal (fornecendo abrigo contra predadores e local de descanso), alimentação abundante e umidade frequente. As atividades reprodutivas também ocorrem com grande incidência no entorno das lavouras, cujos limites são arbustivos, propiciando condições favoráveis à construção dos ninhos. Em *Eucalyptus* (Mirtaceae), ninhos foram edificados na extremidade de galhos a mais de 8 metros de altura do solo (CIRNE et al., 1997).

Fora da estação reprodutiva, há a separação da espécie em bandos, de acordo com a idade e sexo (BELTON, 1994; CIRNE et al., 1997). *Chrysomus ruficapillus* apresenta amplo forrageio, deslocando-se de acordo com a disponibilidade de alimentos (CIRNE et al., 1997). Nas lavouras de arroz, as áreas de alimentação preferidas são as próximas aos bosques e/ou matas, canais de irrigação, entorno dos arrozais com grande volume de espécies invasoras e também nos quadros densamente infestados por ervas daninhas (CIRNE et al., 1997). O arroz é o item mais consumido pelos juvenis e adultos, durante quase todo o ano, com exceção de dezembro e janeiro, quando Arthropoda passa a ser preponderante na dieta de todas as classes etárias (RODRIGUES; NASSIF, 1997).

Entre os itens alimentares, estão grãos (25 espécies de sementes), flores, adultos e formas larvais de insetos (Coleoptera, Hemiptera, Odonata, Collembola e Diptera). Há diferença na composição da dieta conforme a oferta do alimento e idade das aves (FALLAVENA, 1988; BELTON, 2004). Os filhotes são alimentados pelos pais exclusivamente com material de origem animal (CIRNE com. pessoal). Dessa maneira, alguns Insecta, podem servir como hospedeiros intermediários para

determinados helmintos. Desse modo, *C. ruficapillus*, pode atuar como hospedeiro definitivo, abrigando diversos helmintos adultos.

Com base na abundância, distribuição geográfica e escassez de informações parasitológicas sobre a ave, destaca-se a importância de estudos sobre as espécies de parasitos de *C. ruficapillus*.



Figura 3 – *Chrysomus ruficapillus* (Vieillot, 1819) (Passeriformes: Icteridae). **a.** macho adulto; **b.** macho juvenil **c.** fêmea adulta; **d.** fêmea juvenil; **e-f.** ninho em forma de taça contendo ovos e ninhego; **g-h.** ninho com ninhegos; **i.** bando de garibaldis (hábito gregário); **j.** machos juvenis, subadultos e adultos em arbustos na beira da estrada (BR 471); **k.** cabeças de setas apontam para espécimes em árvores de *Eucalyptus* (Myrtaceae) na “Granjas 4 Irmãos S.A.”, Rio Grande, RS; **l.** *C. ruficapillus* alimentando-se de grãos próximo à rodovia. Fonte: **a.** MELLO, D.; MELLO, G., 2013; **b.** TIMM, C., 2013; **c.** MELLO, D.; MELLO, G., 2013; **d.** ALLENDE, M., 2013; **e-h.** MERLINO, V. A., 2012; **i.** GRIMM, R., 2013; **j.** RIZARRO, R.; **k.** BERNARDON, F.F., 2014; **l.** VILELA, A., 2012.

1.4 Revisão bibliográfica

Optou-se pela apresentação da revisão de literatura em formato de tabelas objetivas (Tabelas 1-3). Visto que as pesquisas são basicamente de cunho taxonômico (AMARAL; REBOUÇAS, 1974; PENCE, 1975; TRAVASSOS et al., 1969; VICENTE et al., 1995) e em menor número abordando aspectos relacionados à biologia dos parasitos, patologia e relações hospedeiro-parasito, os quais, serão mencionados ao longo dos capítulos. A revisão foi dividida em duas partes principais: a primeira diz respeito aos ácaros nasais de Icteridae, subdividida em Prostigmata: Ereyinetidae e Mesostigmata: Rhinonyssidae (Tabelas 1 e 2) e a segunda referente aos helmintos associados à Icteridae no Brasil (Tabela 3).

Em relação aos ácaros nasais, pouco se sabe sobre sua biologia, desenvolvimento e modo de transmissão. Para os ácaros os estudos são taxonômicos, diferentemente dos helmintos, para os quais, há maior número de informações, como: ciclo biológico e patologia, dependendo do grupo taxonômico.

Para *C. ruficapillus*, Amaral & Rebouças (1974b) registraram *Ptilonyssus icteridius* (Strandtmann & Furman, 1956) (Mesostigmata: Rhinonyssidae) no Brasil e Skoracki et al. (2012) *Boydaiia agelaii* Fain & Aitken, 1968 (Prostigmata: Ereyinetidae) na ave em um zoológico da Europa (Tabelas 1 e 2).

Quanto aos helmintos, há um único registro de *Diplotrriaena* sp. (Nematoda: Diplotrriaenidae) realizado por Rocha et al. (2012) em Canoas, Rio Grande do Sul, após examinarem um espécime de *C. ruficapillus* (Tabela 3). Isto reforça a falta de informações sobre a acarofauna e helmintofauna associadas da espécie, embora *C. ruficapillus* represente uma das aves mais abundantes do estado do Rio Grande do Sul.

Tabela 1- Revisão bibliográfica de ácaros nasais Prostigmata: Ereyetidae em Icteridae do Continente Americano.

Taxa parasito	Hospedeiro	Localidade	Referência
Ereyetidae Oudemans, 1931			
<i>Boydaia agelaii</i> Fain & Aitken, 1968	<i>Agelaius humeralis</i>	AS	Skoracki, Zabludovskaya & Bochkov, 2012
	(Vigors, 1827)		
	<i>Agelaius phoeniceus</i>	AN	Pence, 1973b; Skoracki, Zabludovskaya & Bochkov, 2012
	(Linnaeus, 1766)		
	<i>Chrysomus ruficapillus</i>	Europa	Skoracki, Zabludovskaya & Bochkov, 2012
	(Vieillot, 1819)		
	<i>Chrysomus ruficapillus</i>	RS, BR, AS	Bernardon, Mascarenhas & Müller, 2015* (Anexo 4)
	(Vieillot, 1819)		
	<i>Chrysomus icterocephalus</i>	AS	Skoracki, Zabludovskaya & Bochkov, 2012
<i>Boydaia loxiae</i> Fain, 1963	<i>Icterus galbula</i>	AN	Skoracki, Zabludovskaya & Bochkov, 2012
	(Linnaeus, 1758)		
	<i>Agelaius phoeniceus</i>	AN	Pence, 1973b; Pence, 1975; Skoracki, Zabludovskaya & Bochkov, 2012
	(Linnaeus, 1766)		
	<i>Molothrus ater</i>	AN	Pence, 1973b; Pence, 1975; Skoracki, Zabludovskaya & Bochkov, 2012
	(Boddaert, 1783)		
	<i>Quiscalus mexicanus</i>	AN	Pence, 1973b; Pence, 1975; Skoracki, Zabludovskaya & Bochkov, 2012
	(Gmelin, 1788)		
	<i>Quiscalus quiscula</i>	AN	Pence, 1973b; Pence, 1975; Skoracki, Zabludovskaya & Bochkov, 2012
<i>Boydaia sturnellae</i> Brooks & Strandtmann, 1960	<i>Sturnella magna</i>	AN	Spicer, 1987; Pence, 1975
	(Linnaeus, 1758)		
<i>Coboydaia nigra icteri</i> (Fain & Hyland, 1970)	<i>Icterus galbula</i>	AN	Skoracki, Zabludovskaya & Bochkov, 2012
	(Linnaeus, 1758)		
	<i>Icterus spurius</i>	AS	Skoracki, Zabludovskaya & Bochkov, 2012
<i>Neoboydaia</i> Fain, 1958	<i>Euphagus</i>	AN	Knee & Proctor, 2006
	Cassin, 1867		
	<i>Molothrus</i>	AN	Knee & Proctor, 2006
	Swainson, 1832		

AN=América do Norte; AS= América do Sul; AC= América Central.

* Resultado da tese (Nota científica publicada em 2015) (Anexo 4)

Tabela 2 - Revisão bibliográfica de ácaros nasais Mesostigmata: Rhinonyssidae em Icteridae no Continente Americano.

Taxa parasito	Hospedeiro	Localidade	Referência
Rhinonyssidae Trouessart, 1895			
<i>Ptilonyssus</i>	<i>Agelaius</i>	AN	Knee & Proctor, 2006
Berlese & Trouessart, 1889	Brisson, 1760		
	<i>Euphagus</i>	AN	Knee & Proctor, 2006
	Cassin, 1867		
	<i>Molothrus</i>	AN	Knee & Proctor, 2006
	Swainson, 1832		
	<i>Chrysomus ruficapillus</i> (Vieillot, 1819)	RS, BR, AS	Bernardon, Mascarenhas & Müller, 2017* (Anexo 5)
<i>Ptilonyssus agelaii</i> (Fain & Aitken, 1968)	<i>Agelaius phoeniceus</i> (Linnaeus, 1766)	AN	Pence, 1973b
	<i>Molothrus ater</i> (Boddaert, 1783)	AN	Pence, 1973b
<i>Ptilonyssus cacici</i> Fain, 1964	<i>Cacicus haemorrhous</i> (Linnaeus, 1766)	SP, BR, AS	Amaral e Rebouças, 1974b
<i>Ptilonyssus icteridius</i> (Strandtmann & Furman, 1956)	<i>Agelaius phoeniceus</i> (Linnaeus, 1766)	AN	Pence, 1973b, 1975 Knee & Proctor, 2010
	<i>Agelaius tricolor</i> (Audubon, 1837)	AN	Knee & Proctor, 2010
	<i>Chrysomus ruficapillus</i> (Vieillot, 1819)	SP, BR, AS	Amaral & Rebouças, 1974b
	<i>Chrysomus ruficapillus</i> (Vieillot, 1819)	RS, BR, AS	Bernardon, Mascarenhas & Müller, 2017* (Anexo 5)
	<i>Euphagus carolinus</i> (Muller, 1776)	AN	Pence, 1973b, 1975 Knee & Proctor, 2010
	<i>Euphagus cyanocephalus</i> (Wagler, 1829)	AN	Pence, 1973b, 1975 Knee & Proctor, 2010
	<i>Icterus galbula</i> (Linnaeus, 1758)	AN	Pence, 1973b, 1975 Knee & Proctor, 2010
	<i>Icterus dominicensis</i> (Linnaeus, 1766)	Cuba, AC	Cerny & Dusbabek, 1970
	<i>Icterus jamacaii</i> (Gmelin, 1788)	BA, BR, AS	Amaral & Rebouças, 1974b
	<i>Molothrus ater</i> (Boddaert, 1783)	AN	Pence, 1973b, 1975 Knee & Proctor, 2010
	<i>Quiscalus mexicanus</i> (Gmelin, 1788)	AN	Pence, 1973b;
	<i>Quiscalus quiscula</i> (Linnaeus, 1758)	AN	Pence, 1973b, 1975 Knee & Proctor, 2010

AN=América do Norte; AS= América do Sul; AC= América Central.;

* Resultado da tese (Nota científica publicada em 2015) (Anexo 5);

Continuação Tabela 2

Taxa parasito	Hospedeiro	Localidade	Referência
<i>Ptilonyssus icteridius</i> (Strandtmann & Furman, 1956)	<i>Sturnella magna</i> (Linnaeus, 1758)	AN	Pence, 1973b, 1975; Spicer, 1987 Knee & Proctor, 2010
	<i>Sturnella neglecta</i> Audubon, 1844	AN	Pence, 1973b; Spicer, 1978 Knee & Proctor, 2010
	<i>Xanthocephalus xanthocephalus</i> Bonaparte, 1826	AN	Pence, 1975; Knee & Proctor, 2010
<i>Ptilonyssus insularis cubanus</i> Cerny, 1969	<i>Dives atrovioleaceus</i> (d'Orbigny, 1839)	Cuba, AC	Cerny & Dusbabek, 1970
<i>Ptilonyssus insularis insularis</i> Cerny, 1969	<i>Quiscalus niger caribaeus</i> (Boddaert, 1783)	Cuba, AC	Cerny & Dusbabek, 1970
	<i>Dives atrovioleaceus</i> (d'Orbigny, 1839)	Cuba, AC	Cerny & Dusbabek, 1970
<i>Ptilonyssus japuibensis</i> Castro, 1948	<i>Molothrus ater</i> (Boddaert, 1783)	AN	Knee & Proctor, 2010
<i>Ptilonyssus sairae</i> Castro, 1948	<i>Dolichonyx oryzivorus</i> (Linnaeus, 1758)	AN	Pence & Casto, 1976 Knee & Proctor, 2010
	<i>Euphagus cyanocephalus</i> (Wagler, 1829)	AN	Spicer, 1978; Knee & Proctor, 2010
	<i>Molothrus ater</i> (Boddaert, 1783)	AN	Spicer, 1987
	<i>Chrysomus ruficapillus</i> (Vieillot, 1819)	RS, BR, AS	Bernardon, Mascarenhas & Müller, 2017* (Anexo 5)
<i>Ptilonyssus zeferinoi</i> Amaral, 1968	<i>Gnorimopsar chopi chopi</i> (Vieillot, 1819)	SP, BR, AS	Amaral, 1968
	<i>Sturnella superciliaris</i> (Bonaparte, 1850)	SP, BR AS	Amaral, 1968
<i>Sternostoma quiscali</i> Fain & Aitken, 1967	<i>Quiscalus niger caribaeus</i> (Boddaert, 1783)	Cuba, AC	Cerny & Dusbabek, 1970
<i>Sternostoma strandtmanni</i> Furman, 1957	<i>Agelaius phoeniceus</i> (Linnaeus, 1766)	AN	Amaral, 1962 Pence, 1975
	<i>Agelaius tricolor</i> (Audubon, 1837)	AN	Amaral, 1962 Pence, 1972, 1975
	<i>Molothrus ater</i> (Boddaert, 1783)	AN	Pence, 1975
	<i>Molothrus ater californicus</i> Dickey & van Rossem, 1922	Califórnia, AN	Amaral, 1962
	<i>Chrysomus ruficapillus</i> (Vieillot, 1819)	RS, BR, AS	Bernardon, Mascarenhas & Müller, 2017* (Anexo 5)

AN=América do Norte; AS= América do Sul; AC= América Central.;

* Resultado da tese (Nota científica publicada em 2015) (Anexo 5);

Continuação Tabela 2

Taxa parasito	Hospedeiro	Localidade	Referência
<i>Sternostoma strandtmanni</i> Furman, 1957	<i>Quiscalus mexicanus</i> (Gmelin, 1788)	AN	Pence, 1973b, 1975
	<i>Quiscalus quiscula</i> (Linnaeus, 1758)	AN	Pence, 1973b, 1975
<i>Sternostoma tracheacolum</i> Lawrence, 1948	<i>Agelaius phoeniceus</i> (Linnaeus, 1766)	AN	Knee & Proctor, 2010
	<i>Agelaius tricolor</i> (Audubon, 1837)	AN	Knee & Proctor, 2010
	<i>Icterus bullockii</i> (Swainson, 1827)	AN	Amaral, 1962 Knee & Proctor, 2010
	<i>Molothrus ater</i> (Boddaert, 1783)	AN	Pence, 1972; Knee & Proctor, 2010
	<i>Molothrus bonariensis</i> <i>bonariensis</i> (Gmelin, 1789)	RS, BR AS	Amaral, 1968
	<i>Sturnella magna</i> (Linnaeus, 1758)	AN	Knee & Proctor, 2010

AN=América do Norte; AS= América do Sul; AC= América Central.

Tabela 3 - Revisão bibliográfica de helmintos de Icteridae no Brasil de acordo com as referências citadas.

Taxa parasito	Hospedeiro	Referência
Trematoda Rudolphi, 1808		
Dicrocoeliidae Looss, 1899		
<i>Brachylecithum rarum</i> (Travassos, 1917)	<i>Cacicus haemorrhous</i> (Linnaeus, 1766)	Travassos et al., 1969; Fernandes et al., 2015
<i>Conspicuum conspicuum</i> (Faria, 1912)	<i>Cacicus haemorrhous</i> (Linnaeus, 1766)	Travassos et al., 1969; Fernandes et al., 2015
<i>Lubens lubens</i> (Braun, 1901) Travassos, 1919	<i>Cacicus haemorrhous</i> (Linnaeus, 1766)	Travassos et al., 1969; Fernandes et al., 2015
	<i>Icterus croconotus</i> (Wagler, 1829)	Travassos et al., 1969; Fernandes et al., 2015
	<i>Icterus pyrrhopterus</i> (Vielliot, 1819)	Travassos et al., 1969; Fernandes et al., 2015
	<i>Psarocolius decumanus</i> (Pallas, 1769)	Travassos et al., 1969; Fernandes et al., 2015
<i>Lutztrema obliquum</i> (Travassos, 1917)	<i>Procacicus solitarius</i> (Vielliot, 1816)	Travassos et al., 1969; Fernandes et al., 2015
<i>Lyperosomum oswaldoi</i> (Travassos, 1919)	<i>Cacicus haemorrhous</i> (Linnaeus, 1766)	Travassos et al., 1969; Fernandes et al., 2015
	<i>Molothrus bonariensis</i> (Gmelin, 1789)	Travassos et al., 1969; Fernandes et al., 2015
Echinostomatidae Looss, 1899		
<i>Echinostoma discinctum</i> Dietz, 1909	<i>Procacicus solitarius</i> (Vielliot, 1816)	Travassos et al., 1969; Fernandes et al., 2015
<i>Echinostoma revolutum</i> Looss, 1899	<i>Molothrus bonariensis</i> (Gmelin, 1789)	Fernandes et al. 2015
Eucotylidae Cohn, 1904		
<i>Tanaisia inopina</i> Freitas, 1951	<i>Icterus chryscephalus</i> (Linnaeus, 1766)	Travassos et al., 1969; Fernandes et al., 2015
<i>Tanaisia oviaspera</i> Freitas, 1951	<i>Icterus pyrrhopterus</i> (Vielliot, 1819)	Travassos et al., 1969; Fernandes et al., 2015
<i>Tanaisia valida</i> Freitas, 1951	<i>Molothrus bonariensis</i> (Gmelin, 1789)	Bernardon et al., 2016* (Anexo 6)
Leucochloridiidae Poche, 1907		
<i>Leucochloridium parcum</i> Travassos, 1922	<i>Psarocolius decumanus</i> (Pallas, 1769)	Travassos et al., 1969; Fernandes et al., 2015
Prosthogonimidae Lühe, 1909		
<i>Prosthogonimus ovatus</i> (Rudolphi, 1803) (Lühe, 1899)	<i>Sturnella superciliaris</i> (Bonaparte, 1850)	Travassos et al., 1969; Fernandes et al., 2015
	<i>Icterus croconotus</i> (Wagler, 1829)	Kohn & Fernandes, 1972
	<i>Molothrus bonariensis</i> (Gmelin, 1789)	Bernardon et al., 2016* (Anexo 6)

* Resultado da tese (Nota científica publicada em 2015) (Anexo 6);

Continuação Tabela 3

Taxa parasito	Hospedeiro	Referência
Trematoda Rudolphi, 1808		
Strigeidae Railliet, 1919		
<i>Amphistoma unciforme</i> Rudolphi, 1819	<i>Psarocolius decumanus</i> (Pallas, 1769)	Travassos et al., 1969; Fernandes et al., 2015
<i>Strigea sphaerocephala</i> (Westrumb, 1823)	<i>Psarocolius decumanus</i> (Pallas, 1769)	Travassos et al., 1969; Fernandes et al., 2015
Cestoda		
Paruterinidae Fuhrmann, 1908		
<i>Anonchotaenia brasiliensis</i> Fuhrmann, 1918	<i>Cacicus haemorrhous</i> (Linnaeus, 1766)	Yamaguti, 1959; Philips et al., 2012
<i>Biuterina trapezoides</i> Fuhrmann, 1908	<i>Molothrus ater</i> (Boddaert, 1783)	Yamaguti, 1959; Philips et al., 2012
<i>Sphaeruterina longiceps</i> (Rudolphi, 1819) Fuhrmann, 1932	<i>Cacicus haemorrhous</i> (Linnaeus, 1766)	Philips et al., 2012
	<i>Psarocolius decumanus</i> (Pallas, 1769)	Philips et al., 2012
Nematoda Diesing, 1861		
Diplotriaeinae Skrjabin, 1916		
<i>Diplotriaeina</i> sp. Travassos, Lent & Freitas, 1939	<i>Cacicus haemorrhous</i> (Linnaeus, 1766)	Vicente et al., 1983; Vicente et al., 1995
	<i>Procacicus solitarius</i> (Vieillot, 1816)	Vicente et al., 1983; Vicente et al., 1995
	<i>Chrysomus rificapillus</i> (Vieillot, 1819)	Rocha et al., 2012
<i>Diplotriaeina bargusina</i> Skrjabin, 1917	<i>Cacicus cela</i> (Linnaeus, 1758)	Vicente et al., 1983; Vicente et al., 1995
	<i>Cacicus haemorrhous</i> (Linnaeus, 1766)	Vicente et al., 1983; Vicente et al., 1995
	<i>Icterus</i> Brisson, 1760	Vicente et al., 1983; Vicente et al., 1995
	<i>Icterus croconotus</i> (Wagler, 1829)	Vicente et al., 1983; Vicente et al., 1995
	<i>Gnorimopsar chopi</i> (Vieillot, 1819)	Vicente et al., 1983; Vicente et al., 1995
	<i>Molothrus bonariensis</i> Gmelin, 1789	Bernardon et al., 2016* (Anexo 6)
	<i>Psarocolius bifasciatus</i> (Spix, 1824)	Vicente et al., 1983; Vicente et al., 1995
	<i>Psarocolius decumanus</i> (Chapman, 1920)	Vicente et al., 1983; Vicente et al., 1995

* Resultado da tese (Nota científica publicada em 2015) (Anexo 6);

Continuação Tabela 3

Taxa parasito	Hospedeiro	Referência
Nematoda Diesing, 1861		
Onchocercidae Leiper, 1911		
<i>Aproctella carinii</i> (Pereira & Vaz, 1933) Anderson, 1957	<i>Xanthornus</i> = <i>Oriolus</i> Linnaeus, 1766	Vicente et al., 1995
<i>Pelecitus</i> sp. Travassos & Freitas, 1941	<i>Procacicus solitarius</i> (Vieillot, 1816)	Vicente et al., 1995
	<i>Cacicus haemorrhous</i> (Linnaeus, 1766)	Vicente et al., 1995
	<i>Gnorimopsar chopi chopi</i> (Vieillot, 1819)	Vicente et al., 1995
	<i>Procacicus solitarius</i> (Vieillot, 1816)	Vicente et al., 1995
Thelaziidae Skrjabin, 1915		
<i>Oxyspirura</i> sp. Travassos, Lent & Freitas, 1939	<i>Psarocolius decumanus</i> (Pallas, 1769)	Vicente et al., 1995
<i>Oxyspirura cephaloptera</i> Rodrigues, 1860	<i>Icterus croconotus</i> (Wagler, 1829)	Vicente et al., 1995
<i>Oxyspirura matogrosensis</i> Molin, 1860	<i>Icterus croconotus</i> (Wagler, 1829)	Vicente et al., 1995
	<i>Gnorimopsar chopi chopi</i> (Vieillot, 1819)	Vicente et al., 1995
	<i>Psarocolius decumanus</i> (Pallas, 1769)	Vicente et al., 1995
	<i>Psarocolius decumanus</i> Chapman, 1920)	Vicente et al., 1995
<i>Oxyspirura cassici</i> Rodrigues, 1963	<i>Cacicus haemorrhous</i> (Linnaeus, 1766)	Vicente et al., 1995
Physalopteridae Leiper, 1908		
<i>Physaloptera saginata</i> Rudolphi, 1819 Rudolphi, 1819	<i>Icterus chryscephalus</i> (Linnaeus, 1766)	Vicente et al., 1995
Acanthocephala Kohlreuther, 1771		
Apororhynchidae Shipley, 1899		
<i>Apororhynchus aculeatus</i> Meyer, 1931	<i>Cacicus cristatus</i> Swainson, 1821	Petrochenko, 1971
<i>Apororhynchus hemignathi</i> (Shipley, 1897)	<i>Psarocolius decumanus</i> (Pallas, 1769)	Petrochenko, 1971
Giganthorhynchidae Hamann, 1892		
<i>Mediorhynchus emberizae</i> (Rudolphi, 1819)	<i>Cacicus</i> Lacepede, 1799	Petrochenko, 1971

Continuação Tabela 3

Acanthocephala Kohlreuther, 1771

Giganthorhynchidae Hamann, 1892

<i>Mediorhynchus emberizae</i> (Rudolphi, 1819)	<i>Cacicus haemorrhous</i> (Linnaeus, 1766)	Petrochenko, 1971
	<i>Molothrus bonariensis</i> (Gmelin, 1789)	Petrochenko, 1971
	<i>Psarocolius decumanus</i> (Pallas, 1769)	Petrochenko, 1971
<i>Mediorhynchus vaginatus</i> (Diesing, 1851)	<i>Molothrus oryzivorus</i> (Gmelin, 1788)	Petrochenko, 1971

2. OBJETIVOS

2.1 Objetivo geral

Identificar a assembleia de ácaros nasais e helmintos que compõem a diversidade parasitária de *Chrysomus ruficapillus* de lavouras de arroz do extremo sul do Brasil. Avaliando através dos índices parasitológicos (prevalência, abundância média e intensidade média de infecção) e amplitude de variação, as influências dos períodos de coleta (PC-I primavera/verão austral e PC-II outono/inverno austral) e gênero sexual sobre a assembleia de ácaros nasais e helmintos de *Chrysomus ruficapillus* do extremo sul do Brasil.

2.2 Objetivos específicos

2.2.1 Ácaros nasais

- ✓ Estimar a prevalência (P%), abundância média (AM) e intensidade média de infecção (IMI) e amplitude de variação (Ax) por ácaros nasais de acordo com o gênero sexual dos hospedeiros.
- ✓ Relatar a ocorrência de co-infecções por ácaros nasais nos hospedeiros.
- ✓ Apresentar fotomicrografias dos ácaros nasais com características morfológicas diagnósticas.
- ✓ Comparar a P% e IMI das espécies de ácaros nasais em relação ao total de hospedeiros.
- ✓ Comparar a P% e IMI das espécies de ácaros nasais em relação aos períodos de coleta dos hospedeiros (PC-I primavera/verão austral e PC-II outono/inverno austral).
- ✓ Comparar a P% e IMI dos ácaros nasais em relação à maturidade sexual dos hospedeiros machos (machos adultos X machos juvenis).
- ✓ Comparar a P% e IMI das co-infecções por ácaros nasais em relação aos períodos de coleta dos hospedeiros (PC-I primavera/verão e PC-II outono/inverno).

2.2.2 Helmintos

- ✓ Estimar as infecções por helmintos através dos parâmetros de P%, AM, IMI e Ax de acordo com o gênero sexual dos hospedeiros.
- ✓ Relatar a presença de helmintos com potencial zoonótico.
- ✓ Relatar co-ocorrências de helmintos nos hospedeiros.
- ✓ Apresentar fotomicrografias dos helmintos com caracteres morfológicos diagnósticos.
- ✓ Comparar a P% e IMI dos três helmintos ranqueados em relação ao total de hospedeiros.
- ✓ Comparar a P% e IMI dos helmintos em relação aos períodos de coleta dos hospedeiros (PC-I primavera/verão austral e PC-II outono/inverno austral).
- ✓ Comparar a P% e IMI dos helmintos em relação à maturidade dos hospedeiros machos (machos adultos X machos juvenis).
- ✓ Estimar o índice de agregação (CDR), nível de agregação (K) das espécies ranqueadas de acordo com a P%.

3. HIPÓTESE

Chrysomus ruficapillus de arrozais do extremo sul do Brasil é parasitada por ácaros nasais e helmintos ainda não registrados na literatura, dessa maneira, a ave caracteriza um novo hospedeiro para esses parasitos.

4 - Capítulo I

Assembleia de ácaros nasais (Ereynetidae, Rhinonyssidae) de *Chrysomus ruficapillus* (Vieillot, 1819) (Passeriformes: Icteridae) do extremo sul do Brasil

4.1 Introdução

As aves podem ser parasitadas por ácaros nasais que compõem Ereynetidae Oudemans, 1931, que são histófagos e por ácaros Rhinonyssidae Trouessart, 1895 hematófagos (PENCE, 1975; SKORACKI et al., 2012). Esses endoparasitos habitam o sistema respiratório das aves, encontrados preferencialmente na membrana que reveste os cornetos nasais, mas também podem ser encontrados na porção anterior das narinas, laringe, traqueia, pulmão, sacos aéreos e conjuntivais (AMARAL; REBOUÇAS, 1974).

O *táxon* mais diverso dos ácaros nasais é Rhinonyssidae, distribuídos em oito gêneros, a transmissão das espécies não é totalmente conhecida, acredita-se que sejam transmitidas de um hospedeiro para outro, rapidamente, ocorrendo quando a ave alimenta o filhote ou durante a corte, quando as duas aves estão intimamente associadas (BROOKS; STRANDTMANN, 1960). Variam no grau de especificidade de hospedeiro, muitas são restritas a uma única família de aves, enquanto outras ocorrem em hospedeiros de diferentes ordens (PENCE, 1973a).

Icteridae é originária do Continente Americano. No Brasil é composta por 40 espécies, das quais 19 ocorrem no Rio Grande do Sul (BENCKE et al., 2010; CBRO, 2014). *Chrysomus ruficapillus* (Vieillot, 1819) (Passeriformes: Icteridae) ocorre no Brasil, Uruguai, Argentina, Bolívia, Paraguai e Guiana Francesa (NAROSKY; YZURIETA, 2003, IUCN, 2017). De acordo com Belton (1994), é considerada uma das aves mais abundantes do Rio Grande do Sul, encontrada em bandos que variam de poucas aves até milhares, habitando praticamente todas as partes do Estado onde há banhados com juncos ou arrozais (FALLAVENA, 1988).

Os ácaros nasais previamente registrados para *C. ruficapillus* foram: *Boydaiia agelaii* na Europa (SKORACKI et al., 2012) e *Ptilonyssus icteridius* (Strandtmann & Furman, 1956) (Rhinonyssidae) no Brasil (AMARAL; REBOUÇAS, 1974b).

O objetivo do trabalho foi relatar a ocorrência e estimar as infecções dos ácaros nasais parasitos de *C. ruficapillus* no extremo sul do Brasil.

4.2 Material e Métodos

Foram examinados 122 espécimes de *Chrysomus ruficapillus* provenientes do município do Rio Grande, Rio Grande do Sul, Brasil (ca.- 32° 14.37.24" S - 52° 29.38.71" O) (Apêndice 1A). A coleta, eutanásia e transporte das aves foi licenciada pelo Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade (ICMBio nº41095-3) (Anexo 2) e aprovada pela Comissão de Ética e Experimentação Animal da UFPel (CEEa/UFPel nº1447) (Anexo 3).

A coleta foi realizada na propriedade "Granjas 4 Irmãos S.A." em 2013-2014, onde foi instalada uma armadilha do tipo alçapão 2,5 m³ com água potável e alimento *ad libitum* disponíveis para as aves (Apêndice 1B). Após a eutanásia, os hospedeiros foram acondicionados individualmente em sacos plásticos identificados, transportados ao Laboratório de Parasitologia de Animais Silvestres (LAPASIL/UFPel), Departamento de Microbiologia e Parasitologia, Instituto de Biologia, Universidade Federal de Pelotas e congelados até o processamento.

Para coleta dos ácaros, foi realizado um corte a partir de uma das narinas até atingir o orifício externo do ouvido do lado correspondente, repetindo o processo no lado oposto. Em seguida, seccionou-se os cornetos no sentido longitudinal e rebateu-se a parte superior da cabeça para trás até formar um ângulo reto com a parte inferior (FAIN, 1956 apud AMARAL; REBOUÇAS, 1974). Depois a cavidade foi lavada com jato d'água sob tamis de abertura de malha 150µm e o conteúdo resultante, bem como a cavidade nasal e o sistema respiratório foram examinados ao estereomicroscópio (Olympus®SZ61). Vinte e uma aves não passaram pelo processo de congelamento.

Os ácaros foram fixados e conservados em álcool 70°GL. Eles foram montados entre lâmina e lamínula com meio Hoyer's e fotografados em microscópio (Olympus®BX 41) com sistema de câmera acoplada. A identificação foi realizada com base nas características morfológicas de acordo com Furman (1957) e Pence

(1975). O termo assembleia foi utilizado neste estudo segundo o conceito de Fauth et al. (1996), pois representa o universo de espécies (limites taxonômicos) e limites de distribuição (geográficos) arbitrados nos objetivos do estudo. Isso distingue do conceito clássico e não operacional de comunidade. Os parâmetros parasitológicos estimados foram: prevalência (P%), abundância média (AM) e intensidade média de infecção (IMI) de acordo com Bush et al. (1997) e amplitude de infecção (Ax) de acordo com Bush et al. (2001).

Espécies testemunho (“vouchers”) foram depositados na Coleção de Artrópodes do Laboratório de Parasitologia de Animais Silvestres (CALAPASIL/UFPel (nº 468 a 477 e 522 a 525).

4.3 Resultados

Dos 122 *Chrysomus ruficapillus* examinados, 76 aves (P%=62,3) foram positivas para ácaros nasais, 58 (P%=47,5) para Ereyetidae e 34 (P%=27,9) para Rhinonyssidae. A assembleia de ácaros nasais foi composta por uma espécie de Ereyetidae: *Boydaia agelaii* Fain & Aitken, 1967 (188 fêmeas e 33 larvas) (n=221) (Figura 1-a) (Anexo 4) e quatro espécies de Rhinonyssidae: *Sternostoma strandtmanni* Furman, 1957 (80 fêmeas, 1 macho e 2 larvas) (n=83) (Figura 1-b), *Ptilonyssus sairae* Castro, 1948 (45 fêmeas) (n=45) (Figura 1-c), *Ptilonyssus icteridius* (Strandtmann & Furman, 1956) (54 fêmeas e 1 macho) (n=55) (Figura 1-d) e *Ptilonyssus* sp. (2 fêmeas) (n=2) (Figura 1-e) (Anexo 5). Todos os ácaros foram encontrados na cavidade nasal das aves, totalizando 406 exemplares, no entanto, não foram analisados aspectos patológicos. *Boydaia agelaii* (Ereyetidae) foi a espécie que apresentou os maiores valores dos índices parasitológicos (P%, AM e IMI). Entre os Rhinonyssidae *P. sairae* a que apresentou maior valor de prevalência e *S. strandtmanni* maiores valores de abundância média de infecção (AM) e intensidade média de infecção (IMI) enquanto *P. icteridius* o maior valor de amplitude de variação (Ax) (Tabela 1).

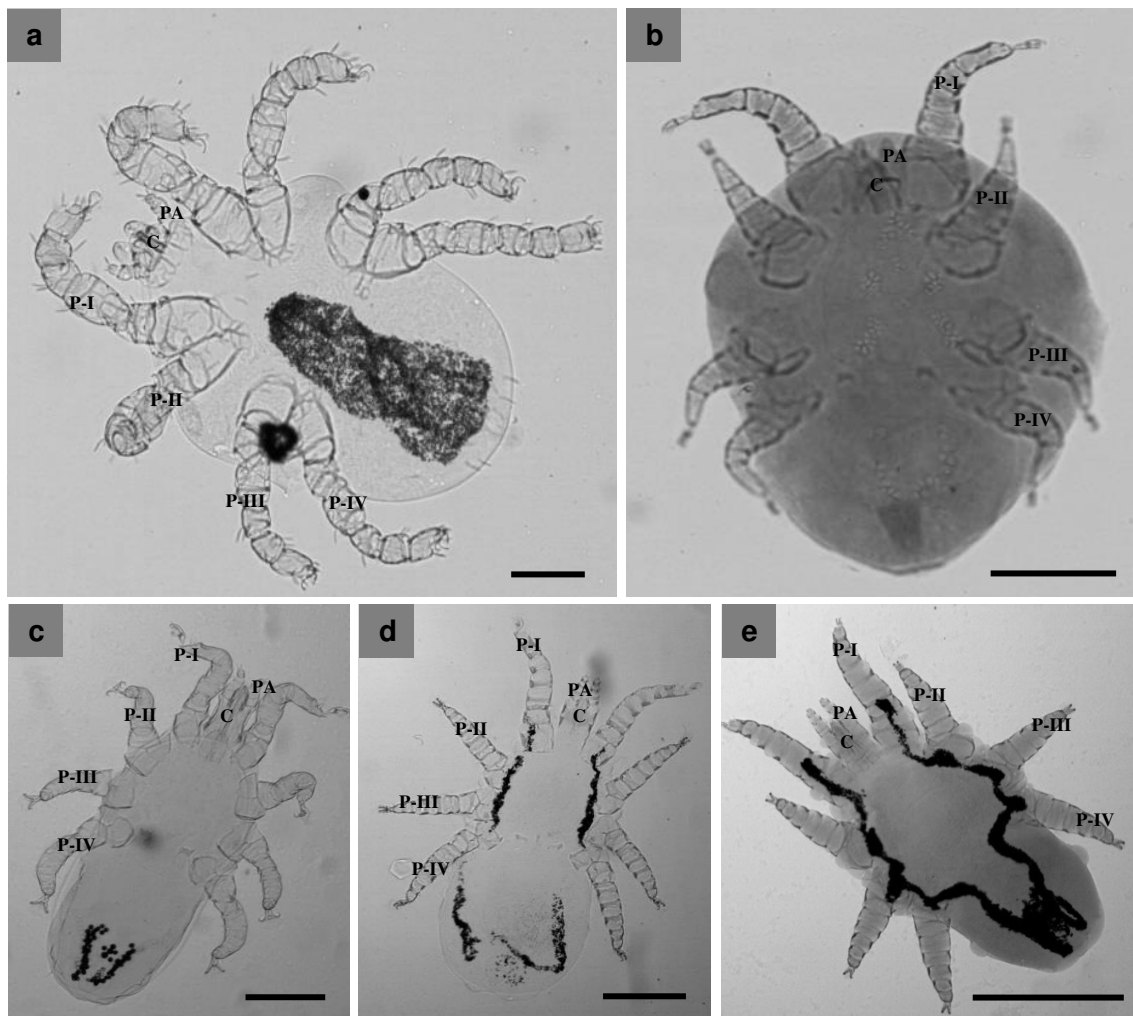


Figura 1- a. *Boydaia agelaii* Fain & Aitken, 1967 (Prostigmata: Ereyenetidae) (BAR = 90 μ m); b. *Sternostoma strandtmanni* Furman, 1957 (BAR = 118 μ m); c. *Ptilonyssus sairae* Castro, 1948 (BAR = 138 μ m); d. *Ptilonyssus icteridius* (Strandtmann & Furman, 1956) (BAR = 145 μ m); e. *Ptilonyssus* sp. (BAR = 200 μ m) (Mesostigmata: Rhinonyssidae) parasitos da cavidade nasal de *Chrysomus ruficapillus* (Vieillot, 1819) (Passeriformes: Icteridae) do extremo sul do Brasil. Fonte: BERNARDON, 2014 e 2015. PA=palpos; C=chelíceras; P=pares de pernas (I a IV).

Tabela 1- Prevalência (P%), abundância média de infecção (AM \pm DP), intensidade média de infecção (IMI \pm DP) e amplitude de variação (Ax) dos ácaros nasais: Ereyenetidae e Rhinonyssidae de *Chrysomus ruficapillus* (Vieillot, 1819) (Passeriformes: Icteridae) do extremo sul do Brasil.

	P (%)	AM \pm DP	IMI \pm DP	Ax
Ereyenetidae	47,5	-	-	-
<i>Boydaia agelaii</i>	47,5	1,81 \pm 3,10	3,81 \pm 3,55	1-17
Rhinonyssidae	27,9	-	-	-
<i>Sternostoma strandtmanni</i>	12,29	0,68 \pm 2,65	5,53 \pm 5,67	1 - 20
<i>Ptilonyssus sairae</i>	14,75	0,36 \pm 1,19	2,5 \pm 2,12	1 - 7
<i>Ptilonyssus icteridius</i>	13,93	0,45 \pm 2,26	3,23 \pm 5,40	1 - 21
<i>Ptilonyssus</i> sp.	1,63	0,01 \pm 0,12	1 \pm 1	1

4.4 Discussão

Poucos são os estudos sobre ácaros nasais que apresentam índices parasitológicos, pois grande parte das pesquisas são de caráter taxonômico. Em relação à Ereynetidae, na América do Norte, Pence (1973a), realizou um trabalho a partir de 1927 ácaros nasais coletados de 193 espécies de aves de diferentes famílias, resultando em uma lista de diversidade de ácaros nasais nos Estados Unidos. Foram examinadas 82 aves de 10 espécies de Icteridae, *Boydaia quiscali* Clark, 1960 (P%=12,2) foi registrada parasitando *Quiscalus mexicanus* (Gmelin, 1788), *Molothrus ater* (Boddaert, 1783), *Agelaius phoeniceus* (Linnaeus, 1766) e *Quiscalus quiscula* (Linnaeus, 1758). Spicer (1987), nos EUA, identificou *Boydaia sturnellae* Clark, 1960 (= *Coboydaia sturnellae*) em *Sturnella magna* (Linnaeus, 1758) (P%=7,7) ao examinar 13 aves pertencente à quatro espécies de Icteridae.

Skoracki et al. (2012), ao realizarem uma revisão de Prostigmata associados às aves, listaram espécies de *Boydaia* Womersley, 1953 e seus respectivos hospedeiros. *B. agelaii* foi citada parasitando aves Icteridae no Continente Americano. Os hospedeiros registrados na associação com o ácaro nasal foram: *Chrysomus icterocephalus* (Linnaeus, 1766), *Agelaius humeralis* (Vigors, 1827) e *Dives atrovioleaceus* (Orbigny, 1839) na América do Sul; *A. phoeniceus* (Linnaeus, 1766), *M. ater* e *Q. mexicanus* na América do Norte. Outra espécie de *Boydaia* foi relatada para o Icteridae: *Boydaia loxiae* Fain, 1963 em *Icterus galbula* Linnaeus 1758.

Boydaia agelaii foi reportada anteriormente em *C. ruficapillus* proveniente de zoológico na Europa por Fain & Aitiken (1968) (SKORACKI et al., 2012), diferente do presente estudo, pois as aves foram coletadas de ambiente silvestre no extremo sul do Brasil (Anexo 4). De modo geral, os registros de *B. agelaii* correspondem à localidades das Américas, com exceção do registro na Europa, que provavelmente esteja relacionado com a introdução da ave no parque europeu. Nesse sentido, medidas sanitárias devem ser tomadas antes de espécimes serem aceitos em coleções de parques zoológicos, pois podem representar um risco (patógenos de aves para aves, de aves para humanos).

Sobre os ácaros Rhinonyssidae, *Sternostoma* Berlese & Trouessart, 1895 possui um grande número de espécies que parasitam aves de diferentes ordens como: Charadriiformes, Piciformes e Passeriformes (PENCE, 1973a, PENCE, 1975, AMARAL; REBOUÇAS, 1974b, DOMROW, 1978, KNEE et al., 2008). O gênero foi revisado por Furman (1957), que elaborou uma chave taxonômica baseada em características morfológicas das fêmeas. O autor, descreveu *S. strandtmanni* a partir de espécimes coletados de *Agelaius tricolor* (Audubon, 1837), *Agelaius phoeniceus* (Linnaeus, 1766) e *Molothrus ater californicus* Dickey & Van Rossem, 1922 (Passeriformes: Icteridae) na Califórnia, EUA (FURMAN, 1957). Posteriormente, Pence (1973a) registrou *S. strandtmanni* em *Q. mexicanus* e *Q. quiscula*.

Ptilonyssus Berlese & Trouessart, 1889 é um dos gêneros com maior número de espécies que ocorrem frequentemente em Passeriformes, Cathartiformes, Caprimulgiformes, Falconiformes, Gruiformes e Apodiformes (PENCE, 1973a, AMARAL; REBOUÇAS, 1974b, PENCE, 1975, DOMROW, 1978, KNEE et al., 2008). *Ptilonyssus sairae* Castro, 1848 foi descrita parasitando *Tangara seledon* Muller, 1776 (Thraupidae) no Brasil (PENCE, 1972). A espécie é comum e muito difundida no Novo Mundo demonstrando considerável variabilidade morfológica e morfométrica, mas, pouca especificidade de hospedeiro em Passeriformes (PENCE 1973b).

Ptilonyssus sairae atualmente é considerada um complexo, pois, os caracteres morfológicos utilizados para diferenciar espécies são instáveis, sujeitos a considerável variação, portanto de pouco ou nenhum valor taxonômico de acordo com Pence & Casto (1976). Os autores chegaram a essa conclusão após realizarem um detalhado estudo sobre a variação e morfologia do complexo *Ptilonyssus sairae* a partir de 32 espécies pertencentes a oito famílias de Passeriformes da América do Norte. Propuseram portanto, que *P. japuibensis*, *P. japuibensis cyanocompsae*, *P. agelaii*, *P. teretistris*, *P. ludovicianus*, *P. garridoi* são sinônimos de *P. sairae*. As espécies *P. constrictus* e *P. constrictus longisetosus* haviam sido sinonimizadas por Pence (1973a). Pence & Casto (1976) ao listar os hospedeiros positivos para o complexo *P. sairae* relataram os Icteridae: *Dolichonyx oryzivorus* (Linnaeus, 1758), *Chrysomus icterocephalus* (Linnaeus, 1766), *Molothrus bonariensis* (Gmelin, 1789), *A. phoeniceus* e *M. ater*.

Ptilonyssus icteridius foi registrada nos Icteridae: *A. phoeniceus*, *Euphagus carolinus* (Statius Müller, 1776), *Euphagus cyanocephalus* (Wagler, 1829), *Icterus*

galbula (Linnaeus, 1758), *Sturnella magna* (Linnaeus, 1758), *M. ater*, *Q. mexicanus* e *Q. quiscula*, na Louisiana, EUA (PENCE, 1973a); em *S. magna* em Utah, EUA (SPICER, 1978); em *Icterus melanopsis* (Wagler, 1829) em Cuba (CERNY & DUSBÁBEK, 1970); *A. tricolor* e *Xanthocephalus xanthocephalus* (Bonaparte, 1826) no Canadá (KNEE; PROCTOR, 2010). No Brasil, Amaral & Rebouças (1974b) examinaram 456 ácaros de aves de 21 famílias, incluindo Icteridae e relataram *P. icteridius* parasitando *I. jamacaii* (Gmelin, 1788) no estado da Bahia e em *C. ruficapillus* no estado de São Paulo.

Em relação aos índices parasitológicos de Rhinonyssidae há poucas informações na literatura. Pence (1973a) examinou 82 aves (Icteridae) de 10 espécies e verificou: *P. icteridius* (P%= 17,07), *P. sairae* (P%= 4,88) e *S. strandtmanni* (P%= 3,66). Spicer (1987) examinou 13 hospedeiros Icteridae pertencentes a quatro espécies, e obteve as prevalências (P%=30,77) para *P. icteridius* e (P%=7,7) para *P. sairae* (Anexo 5).

O valor da prevalência de Ereyenetidae em *C. ruficapillus* foi superior a apresentada por Pence (1973a) e Spicer (1987) enquanto que para as espécies de Rhinonyssidae os valores de P% foram semelhantes com os encontrados pelos autores. No entanto, é importante salientar que o número de *C. ruficapillus* examinadas (n=122) foi superior aos examinados por Pence (1973a) e Spicer (1987) (82 aves de 10 espécies, sendo que foram examinados 13 hospedeiros pertencentes à 4 espécies de Icteridae). Outros aspectos do parasitismo por ácaros nasais, relação parasito-hospedeiro, estimativas dos índices de acordo com o gênero sexual, resultados relacionados com a maturidade sexual dos machos e período de coleta de *C. ruficapillus* será abordado por Bernardon (2017) no Capítulo II.

Chrysomus ruficapillus é registrado como um novo hospedeiro para os ácaros nasais *Boydaia agelaii*, *Sternostoma strandtmanni* e *Ptilonyssus sairae* no Brasil, enquanto *P. icteridius* o registro mais austral no continente americano. Além disso, pela primeira vez, *Boydaia agelaii* é encontrado parasitando a espécie proveniente de ambiente natural. Dessa maneira, o trabalho contribui para o conhecimento da diversidade de ácaros nasais em Icteridae e seus índices parasitológicos.

5 - Capítulo II

Relações hospedeiro-parasito e co-infecção por ácaros nasais de *Chrysomus ruficapillus* (Vieillot, 1819) (Passeriformes: Icteridae) do extremo sul do Brasil

5.1 Introdução

Ácaros (Arachnida: Acari) representam um dos grupos mais diversos associados às aves com pelo menos 2.500 espécies descritas, alocadas em 40 famílias (PROCTOR; OWENS, 2000). É estimado que os Prostigmata (Trompidiformes) parasitos de aves sejam representados por cerca de 5.000 espécies, sendo que apenas 10% delas estão descritas. Estes ácaros ocupam diversos microhabitats no corpo do hospedeiro como pele, penas, camadas intracutâneas e trato respiratório (SKORACKI et al., 2012). O grupo inclui Cheyletidae Leach, 1815, Harpirhynchidae Dubinin, 1957, Syringophilidae Lavoipierre, 1953, Cloacaridae Camin, Moss, Oliver & Singer, 1967 e Ereyenetidae Oudemans, 1931 (SKORACKI et al., 2012).

Os Mesostigmata (Dermanyssoidea) incluem Dermanyssidae Kolenati, 1859, Laelapidae Berlese, 1892 e Macronyssidae Oudemans, 1936 (parasitos de ninhos e pele do hospedeiro ou predadores) além de Ascidae Oudemans, 1905 (ácaros foréticos, encontrados nas narinas de Trochilidae (Apodiformes) e Rhinonyssidae Trouessart, 1895 (parasitos de narinas e traqueia de aves) (PROCTOR; OWENS, 2000). Ácaros nasais são conhecidos para a maioria das aves atuais (Neoaves) e há registros em todos os continentes (DIMOV, 2012). De acordo com Hyland (1979) a evolução dos ácaros geralmente segue a dos seus hospedeiros.

Rhinonyssidae e Ereyenetidae são parasitos que habitam o sistema respiratório das aves, hematófagos e consumidores de tecidos (histófagos), respectivamente. Espécies de Ereyenetidae são encontrados mais internamente na cavidade nasal (ambiente mais seco), bastante ágeis pela presença de cerdas no corpo (HYLAND, 1979). Enquanto Rhinonyssidae são encontrados embebidos nas secreções da cavidade (maior umidade), e locomovem-se lentamente sobre as

mucosas e cavidades (FURMAN, 1957), pois, ao longo de sua evolução foram selecionados para a redução das cerdas, quelíceras e perda ou fragmentação das placas, peritremas e estigmas (BREGETOVA, 1964; PENCE, 1979 apud SPICER, 2016). Rhinonyssidae é considerada o *táxon* mais diverso, composta por oito gêneros. As espécies variam no seu grau de especificidade de hospedeiro, muitas são restritas à uma única família de aves e outras ocorrem em hospedeiros de diferentes ordens (PENCE, 1973a; 1973b; PENCE, 1975; SKORACKI et al., 2012) (Capítulo I).

Ereynetidae aparentam ser pouco patogênicas, assim como Rhinonyssidae quando em baixas intensidades de infecção (KNEE; PROCTOR, 2010). No entanto, há relatos de infecções por *Sternostoma tracheacolum* Lawrence, 1948 (Rhinonyssidae) em Passeriformes (viveiros) causando traumas no epitélio nasal, dilatação brônquica, edema nos sacos aéreos, inflamação podendo levar o hospedeiro à morte (TIDEMANN et al., 1992).

Pouco conhecimento sobre a biologia e modo de transmissão de ácaros nasais está disponível. Rhinonyssidae podem ser vivíparos (VACARRI; BALLARINI, 1963), ovovivíparos (BELL, 1996) ou larvíparos (KRANTZ, 1978). No entanto, não há consenso sobre o assunto, uma vez que outros autores acreditam que a reprodução e transmissão pode ser uma característica específica de cada grupo de ácaros e não comum para todos os hospedeiros, considerando seus comportamentos e hábitos peculiares (PORTER; STRANDTMANN, 1952; MURRAY, 1966; BELL, 1995, 1996; TERBUSH, 1963; AMERSON, 1967; SPICER, 2016). Em relação à Speleognathinae (Ereynetidae) Clark (1958) registrou a presença de fêmeas grávidas contendo ovos. Skoracki et al. (2012) relataram quatro instars (larva, protoninfa, deutoninfa e tritoninfa (móveis), porém, não foram reportados casos de partenogênese.

Brooks & Strandtmann (1960) sugeriram que a transmissão de Rhinonyssidae ocorra de um hospedeiro para outro, rapidamente, no momento da alimentação dos filhotes ou durante a corte, quando as duas aves estão intimamente associadas. Isto poderia dificultar a transmissão interespecífica, pois o isolamento reprodutivo das aves hospedeiras poderia assegurar que os ácaros também fossem reprodutivamente isolados (PENCE; CASTO, 1976), no entanto, torna-se difícil a

compreensão, uma vez que os modos de transferência de uma ave para outra não são totalmente conhecidos.

Chrysomus ruficapillus (Vieillot, 1819) (Passeriformes: Icteridae) ocorre no Brasil, Uruguai, Argentina, Bolívia, Paraguai e Guiana Francesa (NAROSKY; YZURIETA, 2003, IUCN, 2017). É uma espécie paludícola com hábito gregário podendo ser encontrada em bandos que variam de poucas aves até milhares. É considerada uma das aves mais abundantes do Rio Grande do Sul (BELTON, 1994) e intimamente ligada ao cultivo do arroz (*Oryza* spp.). O período reprodutivo compreende os meses de setembro a maio (primavera/verão), quando ocorre a separação das aves em pequenos grupos. O macho é responsável pela construção do ninho que atrairá a fêmea. Esta, por sua vez, o analisa, reconhece e o reveste com estruturas florais finas e macias de Poacea (e.g. *Panicum* sp., *Digitaria* sp. *Cynodon* sp.) comportamento que sinaliza o aceite do macho para o processo reprodutivo (FALLAVENA, 1988).

No Brasil, foram registrados para *C. ruficapillus* os ácaros nasais *Boydaiia agelaii* Fain & Aitken, 1968 (Ereynetidae) no estado de São Paulo (AMARAL; REBOUÇAS, 1974b) e no estado do Rio Grande do Sul (BERNARDON et al., 2015). Os Rhinonyssidae *Ptilonyssus icteridius* (Strandtmann & Furman, 1956) em São Paulo (AMARAL; REBOUÇAS, 1974b) e *P. icteridius*, *Sternostoma strandtmanni* Furman, 1957, *Ptilonyssus sairae* Castro, 1948 e *Ptilonyssus* sp. no Rio Grande do Sul (BERNARDON et al., 2017).

O estudo das relações hospedeiro-parasito é essencial para auxiliar no entendimento da biologia de ambos os grupos nestas interações. Nesse contexto, são apresentados os índices parasitológicos e comparadas as infecções Ereynetidae e Rhinonyssidae de *C. ruficapillus* do extremo sul do Brasil, de acordo com os períodos de coleta dos hospedeiros, maturidade sexual dos machos e ocorrência de co-infecções.

5.2 Material e Métodos

5.2.1 Coleta dos hospedeiros

Cento e vinte e dois *Chrysomus ruficapillus* (20 fêmeas, 102 machos: 46 machos adultos e 56 machos juvenis) foram coletados no município do Rio Grande, Rio

Grande do Sul, Brasil (-32° 14'37.24" S; -52°29'38.71" W) (Apêndice 1A). A coleta foi realizada na propriedade "Granjas 4 Irmãos S.A.", onde foi instalada uma armadilha do tipo alçapão 2,5 m³ com água e alimento disponíveis *ad libitum* para as aves (Apêndice 1B). As coletas ocorreram nos meses de dezembro de 2013, janeiro, fevereiro, maio, junho e julho de 2014 (20 aves por coleta) (Apêndice 2 B). Outras duas aves encontradas mortas, foram incluídas na amostra. A coleta, eutanásia e transporte das aves foi licenciada pelo Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade (ICMBio nº41095-3) e aprovada pela Comissão de Ética e Experimentação Animal da Universidade Federal de Pelotas - UFPel (CEEa/UFPel nº1447).

A eutanásia realizada por deslocamento cervical, conforme resolução nº 1000 do Conselho Federal de Medicina Veterinária (CFMV, 2000). Após, os hospedeiros foram acondicionados individualmente em sacos plásticos transportados ao Laboratório de Parasitologia de Animais Silvestres (LAPASIL/UFPel) e congelados até o processamento.

5.2.2 Coleta, preparação e identificação dos ácaros nasais

Para coleta dos ácaros, foi realizado um corte a partir de uma das narinas até atingir o meato auditivo do lado correspondente, repetindo o processo no lado oposto. Em seguida, foram seccionados os cornetos nasais no sentido longitudinal e rebatida a parte calota craniana para trás, até formar um ângulo reto com a parte inferior (FAIN,1956 apud AMARAL; REBOUÇAS, 1974a). A cavidade nasal foi lavada com jato d'água sob tamis (150µm) e o conteúdo resultante, bem como a cavidade nasal e sistema respiratório foram examinados ao estereomicroscópio (Olympus®SZ61). Os ácaros foram fixados em álcool 70°GL, montados entre lâmina e lamínula em meio de Hoyer e fotografados ao microscópio Olympus® BX 41 com sistema de câmera acoplada. Espécies testemunho ("vouchers") foram depositados na Coleção de Artrópodes do Laboratório de Parasitologia de Animais Silvestres do Instituto de Biologia, Universidade Federal de Pelotas (CALAPASIL/UFPel) (nº 468 a 488 e 522 a 525).

5.2.3 Análise parasitológica

O termo assembleia foi utilizado neste estudo segundo o conceito de Fauth et al. (1996), pois representa o universo de espécies (limites taxonômicos) e limites de distribuição (geográficos) arbitrados nos objetivos do estudo. Isso distingue do conceito clássico e não operacional de comunidade.

A assembleia de ácaros nasais de *C. ruficapillus* foi analisada através dos parâmetros: prevalência (P%), abundância média (AM) e intensidade média de infecção (IMI) segundo Bush et al. (1997) e amplitude de variação (Ax) de acordo com Bush et al. (2001). As análises estatísticas foram realizadas utilizando o programa “Quantitative Parasitology 3.0 Versão 2.0” (RÓZSA et al., 2000) para comparar as P% ($p < 0,05$) através do teste do Qui-quadrado (χ^2) e para as IMI pelo intervalo de confiança por “Bootstrap” ($_{BCa} p < 0,05$).

As infecções por ácaros nasais foram analisadas quanto:

- a) A presença de ácaros Ereyetidae (E) e Rhinonyssidae (R) considerando o total de hospedeiros examinados para avaliar se há diferença nas infecções entre os dois grupos de ácaros. Da mesma forma, foram comparadas somente as infecções entre as espécies de Rhinonyssidae no total da amostra dos hospedeiros ($n=122$);
- b) A maturidade sexual dos machos: machos juvenis (MJ) ($n=56$) e machos adultos (MA) ($n=46$) para verificar: se há diferença nas infecções por ácaros nasais (E+R); somente por ácaros Ereyetidae (E) e somente por ácaros Rhinonyssidae (R). As fêmeas foram coletadas em menor número ($n=20$ aves) e não foram definidas quanto ao estágio de desenvolvimento (adultas ou juvenis), portanto excluídas para esse tipo de análise;
- c) Aos períodos de coleta: Período de coleta I (dezembro, janeiro e fevereiro= verão no hemisfério sul) (PC-I= 60 aves); Período de coleta II (maio, junho e julho= outono/inverno no hemisfério sul) (PC-II = 62 aves). Para verificar se há diferença nas infecções por todos os ácaros nasais (E+R) entre os períodos.
- d) A presença de co-infecções (um hospedeiro parasitado por duas espécies ou mais de ácaros nasais) podendo ser por espécies pertencentes à

Ereynetidae e Rhinonyssidae (ExR) ou por espécies de Rhinonyssidae (RxR) considerando o total de hospedeiros (n=122). Nesse contexto, foi analisada a P% das co-infecções para verificar se há diferença entre os períodos de coleta (PC-I e PC-II).

5.3 Resultados

Dos 122 *Chrysomus ruficapillus* examinados, 62,3% (76/122) foram positivos para ácaros nasais, 47,5% (58/122) para Ereynetidae (Prostigmata) e 27,9% (34/122) para Rhinonyssidae (Mesostigmata). A assembleia foi composta por: *Boydaia agelaii* Fain & Aitken, 1967 (Ereynetidae) (188 fêmeas e 33 larvas), *Sternostoma strandtmanni* Furman, 1957 (80 fêmeas; 1 macho; 2 larvas), *Ptilonyssus sairae* Castro, 1948 (45 fêmeas), *Ptilonyssus icteridius* (Strandtmann & Furman, 1956) (54 fêmeas; 1 macho) e *Ptilonyssus* sp. (2 fêmeas) morfologicamente distinta das outras duas (Rhinonyssidae) (Figura 1f-j) (Anexo 4 e 5). Todos os ácaros (n=406) foram encontrados na cavidade nasal das aves (Figura 1a-b), no porém, aspectos patológicos não foram avaliados.

Os índices parasitológicos P%, AM, IMI e Ax, o número total de aves infectadas e gênero sexual dos hospedeiros encontram-se na Tabela 1.

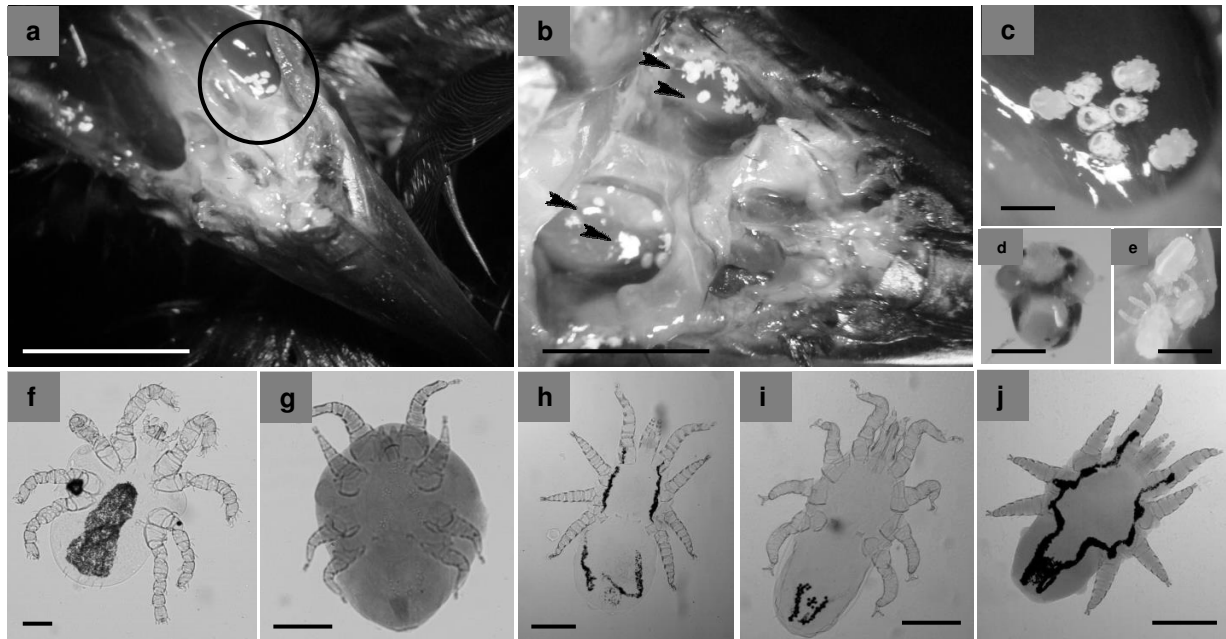


Figura 1 – Assembleia de ácaros nasais parasitos de *Chrysomus ruficapillus* (Vieillot, 1819) (Passeriformes: Icteridae) do extremo sul do Brasil. **a.** cavidade da narina parasitada, círculo destaca a localização dos ácaros no corneto (BAR= 80mm); **b.** cavidade da narina com cabeça de seta apontando para os ácaros nasais (BAR=40mm); **c.** exemplares de Ereyetidae e Rhinonyssidae (BAR=0,5mm); **d.** espécime de Rhinonyssidae (BAR=0,46mm); **e.** espécimes de Ereyetidae (BAR=0,56mm); **f.** *Boydaia agelaii* Fain & Aitken, 1967 (BAR= 0,09mm); **g.** *Sternostoma strandmanni* (BAR=0,12mm); **h.** *Ptilonyssus ictiridius* (Strandtmann & Furman, 1956) (BAR=0,14mm); **i.** *Ptilonyssus sairae* Castro, 1948 (BAR=0,15mm); **j.** *Ptilonyssus* sp. (BAR= 0,2mm). Fonte: BERNARDON, 2014, 2015.

Tabela 1 – Prevalência (P%), abundância média (AM), intensidade média (IMI), e amplitude de variação (Ax) dos ácaros pertencentes à Ereyetidae e Rhinonyssidae de *Chrysomus ruficapillus* (Vieillot, 1819) (Passeriformes: Icteridae) (n=122) do extremo sul do Brasil. Prevalências dos ácaros nas fêmeas (F), machos juvenis (MJ) e machos adultos (MA).

Taxa Acari	Todos os Hospedeiros				Gênero Sexual		
	F+MA+MJ (n=122)				F (n=20)	MA (n=46)	MJ (n=56)
	P% (NI)	AM	IMI	Ax	P% (NI)	P% (NI)	P% (NI)
Ereyetidae + Rhinonyssidae	62,2 (76)	-	-	-	-	-	-
Ereyetidae	47,5 (58)	-	-	-	-	-	-
<i>Boydaia agelaii</i>	47,5 (58)	1,81	3,81	1 - 17	7,4 (9)	16,4 (20)	23,8 (29)
Rhinonyssidae	27,9 (34)	-	-	-	-	-	-
<i>Sternostoma strandmanni</i>	12,2 (15)	0,68	5,53	1 - 20	3,3 (4)	2,4 (3)	6,5 (8)
<i>Ptilonyssus sairae</i>	14,7 (18)	0,36	2,5	1 - 7	2,4 (3)	1,6 (2)	10,6 (13)
<i>Ptilonyssus ictiridius</i>	13,9 (17)	0,45	3,23	1 - 21	1,6 (2)	4,1 (5)	8,2 (10)
<i>Ptilonyssus</i> sp.	1,6 (2)	0,01	1	1	0	1,6 (2)	0

NI= número de aves infectadas;

Boydaiia agelaii foi a espécie apresentou os mais elevados valores de P% e AM (P%=47,5; AM=1,81) (Tabela 1). Enquanto o valor de IMI foi por *S. strandtmanni* (5,53), e de *Ax* (1-21) por *P. icteridius* (Tabela 1). Ereynetidae mesmo representada por apenas uma espécie, teve prevalência superior ($p<0,05$) à todos os Rhinonyssidae agrupados (P%=47,5) (Tabela 2). As comparações de P% e IMI entre os taxa Rhinonyssidae não apresentaram diferenças (Tabela 2). *Boydaiia agelaii*, *S. strandtmanni*, *P. sairae* e *P. icteridius* foram encontrados em *C. ruficapillus* fêmeas e machos: adultos e juvenis, no entanto, *Ptilonyssus* sp., ocorreu somente em machos adultos (Tabela 1). Os hospedeiros machos adultos foram parasitados por cinco taxa, enquanto os machos juvenis por quatro (Tabela 1). Porém, não houve diferença estatística (interfamiliar) em relação às P% e IMI dos ácaros nasais entre hospedeiros adultos e juvenis (Tabela 3).

Tabela 2 – Comparação da Prevalência (P%) e intensidade média de infecção (IMI) entre Ereynetidae X Rhinonyssidae, entre *Ptilonyssus* spp. X *Sternostoma strandtmanni* e entre as espécies de Rhinonyssidae parasitos de *Chrysomus ruficapillus* (Vieillot, 1819) (Passeriformes: Icteridae) (n= 122) do extremo sul do Brasil.

Taxa Acari	Índices parasitológicos	
	P% (NI)	IMI (NI)
Ereynetidae	47,5 ^a (58)	3,81
Rhinonyssidae	27,9 ^b (34)	5,44
Rhinonyssidae		
<i>Ptilonyssus</i> spp.	19,7 (24)	4,25
<i>Sternostoma strandtmanni</i>	12,3 (15)	5,53
<i>Ptilonyssus sairae</i>	14,8 (18)	2,5
<i>Ptilonyssus icteridius</i>	13,9 (17)	3,24
<i>Sternostoma strandtmanni</i>	12,3 (15)	5,53
<i>Ptilonyssus</i> sp.	1,6 (2)	1

* Letras diferentes indicam diferenças significativas; NI= número de aves infectadas

Tabela 3 – Comparação dos índices de prevalência (P%) e intensidade média de infecção (IMI) dos ácaros Ereyetidae (E) e Rhinonyssidae (R) em machos adultos (MA) e machos juvenis (MJ) de *Chrysomus ruficapillus* (Vieillot, 1819) (Passeriformes: Icteridae) (n=122) do extremo sul do Brasil.

Taxa Acari	Maturidade sexual masculina			
	MA (n=46)		MJ (n=56)	
	P% (NI)	IMI	P% (NI)	IMI
Ereyetidae + Rhinonyssidae	56,5 (26)	6,03	62,5 (35)	4,27
Ereyetidae	43,5 (20)	4	51,8 (20)	3,48
Rhinonyssidae	19,1 (9)	3,44	32,1 (18)	6,11

NI= número de aves infectadas

Em relação aos períodos de coleta dos hospedeiros, a P% de ácaros nasais (E+R) foi maior ($p<0,05$) no período de coleta - II (maio, junho e julho) (n=62) (P%=72,6) (outono/inverno austral) do que no período de coleta - I (dezembro, janeiro, fevereiro) (n=60) (primavera/verão austral) (P%=50). Não houve diferença quanto às IMI, no PC-I (IMI= 4,35) e no PC-II (IMI= 5,98).

A ocorrência de mais de um *taxa* ácaro em um mesmo hospedeiro (=co-infecção), foi observada em 22 aves (3 fêmeas, 19 machos: 4 MA e 15 MJ) (P%=18,03). Entre ácaros Ereyetidae x Rhinonyssidae (29 vezes) e entre Rhinonyssidae x Rhinonyssidae (21 vezes). A co-infecção mais comum envolvendo ExR foi de *B. agelaii* com *P. sairae* e entre os Rhinonyssidae foi entre *P. icteridius* e *P. sairae*. Co-infecções envolvendo *taxa* exclusivamente ExR foram observadas em 7 hospedeiros (1 fêmea, 6 machos: 1 MA e 5 MJ). Enquanto *taxa* exclusivamente de Rhinonyssidae em 5 hospedeiros (1 fêmea, 4 machos: 2 MA e 2 MJ) (Tabela 4). Essas co-infecções (ExR ou RxR) ocorreram entre: dois *taxa* de ácaros (11 hospedeiros), três *taxa* (9 hospedeiros) e entre quatro *taxa* (2 hospedeiros) (Tabela 4).

Tabela 4 – Co-infecções por ácaros nasais *Boydaia agelaii* Fain & Aitken, 1967 (Ereynetidae), *Sternostoma strandtmanni* Furman, 1957, *Ptilonyssus sairae* Castro, 1948, *Ptilonyssus icteridius* (Strandtmann & Furman, 1956) e *Ptilonyssus* sp. (Rhinonyssidae). Entre duas espécies de ácaros, três espécies de ácaros e entre quatro espécies de ácaros de acordo com cada indivíduo de *Chrysomus ruficapillus* (Vieillot, 1819) (Passeriformes: Icteridae) (n= 122) do extremo sul do Brasil.

Ave	GS	TC	Ácaro (n)		Ácaro (n)		Ácaro (n)		Ácaro (n)
CR 05	MA	EXR	<i>B. agelaii</i> (1)	X	<i>P. sairae</i> (1)	-	-	-	-
CR 35	MJ	EXR	<i>B. agelaii</i> (1)	X	<i>P. sairae</i> (2)	-	-	-	-
CR 41	MA	RXR	<i>P. icteridius</i> (13)	X	<i>Ptilonyssus</i> sp. (1)	-	-	-	-
CR 57	MJ	RXR	<i>S. strandtmanni</i> (16)	X	<i>P. sairae</i> (3)	-	-	-	-
CR 76	F	EXR	<i>B. agelaii</i> (10)	X	<i>P. sairae</i> (1)	-	-	-	-
CR 82	MJ	EXR	<i>B. agelaii</i> (1)	X	<i>P. sairae</i> (1)	-	-	-	-
CR 86	F	RXR	<i>P. icteridius</i> (1)	X	<i>P. sairae</i> (1)	-	-	-	-
CR 108	MJ	EXR	<i>B. agelaii</i> (3)	X	<i>P. sairae</i> (6)	-	-	-	-
CR 112	MJ	EXR	<i>B. agelaii</i> (17)	X	<i>S. strandtmanni</i> (3)	-	-	-	-
CR 118	MA	RXR	<i>P. icteridius</i> (2)	X	<i>P. sairae</i> (1)	-	-	-	-
CR 121	MA	EXR	<i>B. agelaii</i> (3)	X	<i>P. icteridius</i> (2)	-	-	-	-
Total 11									
CR 91	MJ	EXR e RXR	<i>B. agelaii</i> (1)	X	<i>P. sairae</i> (1)	X	<i>P. icteridius</i> (1)	-	-
CR 93	MJ	EXR e RXR	<i>B. agelaii</i> (2)	X	<i>P. sairae</i> (1)	X	<i>P. icteridius</i> (2)	-	-
CR 96	MA	EXR e RXR	<i>B. agelaii</i> (2)	X	<i>P. icteridius</i> (1)	X	<i>Ptilonyssus</i> sp. (1)	-	-
CR 102	MJ	RXR	<i>P. icteridius</i> (3)	X	<i>P. sairae</i> (7)	X	<i>S. strandtmanni</i> (5)	-	-
CR 105	F	EXR e RXR	<i>B. agelaii</i> (2)	X	<i>P. sairae</i> (6)	X	<i>P. icteridius</i> (1)	-	-
CR 107	MJ	EXR e RXR	<i>B. agelaii</i> (9)	X	<i>P. sairae</i> (2)	X	<i>S. strandtmanni</i> (6)	-	-
CR 115	MJ	EXR e RXR	<i>B. agelaii</i> (3)	X	<i>P. sairae</i> (1)	X	<i>P. icteridius</i> (21)	-	-
CR 116	MJ	EXR e RXR	<i>B. agelaii</i> (1)	X	<i>P. sairae</i> (5)	X	<i>P. icteridius</i> (1)	-	-
CR 117	MJ	EXR e RXR	<i>B. agelaii</i> (2)	X	<i>P. sairae</i> (4)	X	<i>P. icteridius</i> (1)	-	-
Total 9									
CR 89	MJ	EXR e RXR	<i>B. agelaii</i> (1)	X	<i>P. sairae</i> (1)	X	<i>P. icteridius</i> (2)	X	<i>S. strandtmanni</i> (9)
CR 103	MJ	EXR e RXR	<i>B. agelaii</i> (2)	X	<i>P. sairae</i> (1)	X	<i>P. icteridius</i> (1)	X	<i>S. strandtmanni</i> (2)
Total 2									

CR= *C. ruficapillus*; GS= gênero sexual do hospedeiro: F = fêmea; MA= macho adulto; MJ= macho jovem; TC= tipo de co-infecção (EXR= *taxa* Ereynetidae e Rhinonyssidae) (RXR ocorrência de *taxa* exclusivamente Rhinonyssidae) (EXR e RXR = *taxa* Ereynetidae e Rhinonyssidae e também de *taxa* Rhinonyssidae); n= número de espécimes.

5.4 Discussão

A maioria dos estudos realizados com ácaros nasais é de caráter taxonômico, ou seja, descrições e redescritções de espécies, construção de chaves para identificação e levantamentos dos ácaros da fauna silvestre, grande parte realizados na América do Norte, (PENCE, 1973a, 1973b, 1975; SPICER, 1987; KNEE & PROCTOR, 2006, 2010; KNEE et al., 2008) outros em Cuba (CERNY; DUSBABEK, 1970), Austrália (DOMROW, 1978; PROCTOR & OWENS, 2000), Rússia (DIMOV &

MIROV, 2012) e no Brasil (AMARAL, 1962, 1968; AMARAL; REBOUÇAS, 1974b; MASCARENHAS et al., 2011; BERNARDON, MÜLLER & MASCARENHAS, 2013; MENDES et al. (2014); BERNARDON, MÜLLER & MASCARENHAS, 2015, 2017). Nas últimas décadas, estudos complementares sobre relações filogenéticas utilizando técnicas moleculares vem sendo desenvolvidos (ROJAS et al., 2001; 2002; MORELLI; SPICER, 2007).

Quanto aos processos evolutivos das aves e seus ácaros nasais, Pence & Casto (1976) relataram que a ocorrência de *P. sairae* (Rhinonyssidae) frequente em aves Thraupidae, Parulidae, Icteridae e Frigilidae na América do Norte, pode ser consequência da ancestralidade compartilhada desses *taxa* hospedeiros, o que reflete na plasticidade do complexo *P.sairae*. No mesmo sentido, Morelli & Spicer (2007) ao realizar estudos moleculares com *P. sairae* revelaram que há estrita co-especiação entre as aves hospedeiras e a especificidade das populações dos ácaros estudados. Eles observaram que não houveram diferenças genéticas entre espécimes de *P. sairae* encontrados parasitando um mesmo indivíduo, no entanto, foram observadas diferenças genéticas de *P. sairae* entre as espécies hospedeiras. Dessa forma, é possível que novos estudos, especialmente àqueles realizados com ferramentas moleculares, tragam perspectivas sobre o verdadeiro status dessas relações parasitárias.

As pesquisas disponibilizadas com espécies de Rhinonyssidae, geralmente reportam alta diversidade de hospedeiros e número amostral reduzido da mesma ave hospedeira (PENCE,1973b; DOMROW, 1978; AMARAL; REBOUÇAS,1974b) o que possivelmente influencie nos baixos índices de prevalência registrados pelos autores. Na América do Norte, estudos foram conduzidos ordens/famílias/espécies, sendo que Pence (1973b) encontrou P%=16,2 ao examinar a totalidade de 1.927; Spicer (1987) registrou P%= 17,3 ao examinar 502 aves enquanto Knee et al. (2008) ao examinarem 450 aves encontraram P%=15.

Pesquisas relacionando diferenças na composição da assembleia de ácaros e o estágio de desenvolvimento das aves foram abordados por Porter & Strandtmann (1952) para *Passer domesticus* (Linnaeus, 1758) (Passeriformes: Passeridae) ao verificarem *Ptilonyssus* spp. com alta prevalência nas aves adultas (P%=70) com relação aos filhotes (P%=40). TerBush (1963) ao identificar *Larinyssus orbicularis*

Strandtmann, 1948 (Rhinonyssidae) em *Larus argentatus* Pontoppidan, 1763 (Charadriiformes: Laridae) relacionou os parâmetros de infecção com a idade dos hospedeiros e verificou valores de prevalência mais elevados nos adultos ($P\%=55$) do que no primeiro ano ($P\%=1$) e segundo ano de vida das aves ($P\%=40$). Amerson (1967) encontrou resultados semelhantes em relação à *Sternostoma* e *Larinyssus* (Rhinonyssidae) infectando juvenis e adultos de *Onychoprion fuscata* (= *Sterna fuscata*) Linnaeus, 1766 (Charadriiformes: Laridae) ($n=460$). Os valores de prevalência foram mais elevados a partir do 5º mês de vida ($P=29\%$) em relação aos quatro primeiros meses (AMERSON, 1967). Estes autores sugerem, assim, que as aves mais velhas sejam mais infectadas em função da longevidade do hospedeiro. Há o aumento da probabilidade de se infectar em função do tempo de exposição, como por exemplo, nos vários períodos de acasalamento que poderá realizar ao longo de sua vida. Porém, os autores (PORTER & STRANDTMANN, 1952; TERBUSH, 1963; AMERSON, 1967) não testaram estatisticamente os resultados apresentados.

Quanto às infecções por ácaros nasais (E+R) em *C. ruficapillus*, considerando a maturidade sexual dos machos, os MA foram parasitados por um *taxa* a mais (*Ptilonyssus* sp.) do que os MJ. Em relação à $P\%$, foi mais elevada nos MJ ($P\%=62,5$) do que nos MJ ($P\%=56,5$), no entanto, sem diferença.

No estudo das relações hospedeiro-parasito é fundamental considerar: os diferentes grupos taxonômicos de aves, as peculiaridades de seus comportamentos e história evolutiva. Também as distintas regiões geográficas envolvidas, tanto dos *taxa* ácaros como de seus hospedeiros. Spicer (1987) comenta que estes fatores são importantes e portanto, podem influenciar na prevalência dos ácaros nasais. Dessa forma, as comparações devem ser feitas com cautela, considerando tais fatores.

Sobre a ocorrência de co-infecções entre diferentes espécies de ácaros nasais, Pence (1973b) relatou a presença de mais de uma espécie de Rhinonyssidae no mesmo hospedeiro, no entanto, não indicou a frequência que ocorreu na amostra analisada. Spicer (1987), ao analisar 103 aves (pertencentes a 11 ordens) com prevalência de Rhinonyssidae igual a $P\%=39$, encontrou co-infecção de *Ptilonyssus tyrannus* Brooks & Strandtmann, 1960 e *Sternostoma pencei* Spicer, 1984 em *Empidonax* Cabanis, 1855 (Passeriformes: Tyraniidae) ($n=1$) e considerou a relação infrequente, representando 1% do total de aves parasitadas e 0,2% das aves

examinadas. Butenko & Stanyikovich (1999) reportaram a ocorrência em 0,3% de *Anas platyrhynchos* Linnaeus, 1758 (Anseriformes: Anatidae) examinadas que tiveram duas espécies próximas de Rhinonyssidae relacionadas (BUTENKO; STANYIKOVICH, 1999 apud KNEE et al., 2008). Knee et al. (2008) ao examinarem 230 espécies de aves, comentaram que são raros os casos em que um hospedeiro é parasitado por mais de uma espécie de Rhinonyssidae e casos de duas espécies de ácaros pertencentes ao mesmo gênero são muito raros. No estudo, registraram *Tinaminyssus melloi* (Castro, 1948) e *Tinaminyssus columbae* (Crossley, 1950) em *Columba livia* Gmelin, 1789 (Columbiformes: Columbidae); *Ptilonyssus morofskyi* Hyland, 1962 e *Ptilonyssus nivalis* Knee, 2008 em *Plectrophenax nivalis* (Linnaeus, 1758) (Passeriformes: Fringilidae); *Ptilonyssus callinectoides* (Brooks & Strandtmann, 1960) e *P. icteridius* em *Myiarchus crinitus* (Linnaeus, 1758) (Passeriformes: Tyraniidae); *Sternostoma longisetosae* (Hyland, 1961) e *Ptilonyssus* sp. em *Tyrannus tyrannus* (Linnaeus, 1766) (Passeriformes: Tyraniidae), correspondendo a 0,2% dos hospedeiros (n= 450) ou 1,5% de todas as aves infectadas (n=67) (KNEE et al., 2008).

A co-infecção envolvendo Rhinonyssidae e Ereyenetidae em *Asio otus* (Linnaeus, 1758) (Strigiformes: Strigidae) (n=3) parasitado por *Rhinoecius brikinboricus* Butenko, 1976 e *Neoboydaia colymbiformi* (Clark, 1964) também foi observada por Knee et al. (2008). Dimov & Mascarenhas (2012) relataram co-infecções por ácaros nasais em aves na Rússia e também no Brasil. No Rio Grande do Sul, a co-infecção observada foi entre Rhinonyssidae (*Ptilonyssus* sp. e *Sternostoma* sp.) em *Lanio cucullatus* (Statius Muller, 1776) (n=3) (uma ave infectada) (P%=33,3); *Saltator aurantirostris* Vieillot, 1817 (n=8) (uma ave infectada) (P%=12,5) e *Paroaria coronata* (n=28) (uma ave infectada) (P%=3,5) (Passeriformes: Thraupidae) correspondendo no total à P%=3,8 das 39 aves examinadas. Enquanto na Rússia, foi entre os ácaros nasais Rhinonyssidae: *Ptilonyssus* sp. e *Sternostoma* sp. em *Parus major* Linnaeus, 1758 (Passeriformes: Paridae) (n=46) (uma ave infectada) (P%=2,17) e envolvendo Rhinonyssidae e Ereyenetidae entre os ácaros *Ptilonyssus* sp. e *Boydaia* sp. em *Pyrrhula pyrrhula* (Linnaeus, 1758) (Passeriformes: Fringilidae) (n=2) (uma ave infectada) (P%=50), *P. major* (n=46) (uma ave infectada) (P%=6,2) e em *Passer montanus* Linnaeus, 1758 (Passeriformes: Passeridae) (n=8) (uma ave infectada) (P%=12,5) representando P%=5,06 das 79 aves analisadas.

Neste contexto, as co-infecções observadas em *C. ruficapillus*, reforçam mais uma vez que o número amostral (mesma espécie hospedeira) pode ser um fator importante nos resultados com ácaros nasais para Passeriformes e provavelmente para outros grupos de aves. Dessa forma, a maioria dos trabalhos (SPICER, 1987; PENCE, 1973B; KNEE et al., 2008) que registraram casos de co-infecções sendo menos frequentes, examinaram grande diversidade de hospedeiros (ordens/famílias/espécies de aves) com baixo número amostral da mesma espécie. Ressalta-se ainda, que aspectos referentes a biologia das aves e também das espécies de ácaros devem ser considerados.

A prevalência de co-infecções por ácaros nasais no período de coleta-II (P%=29) (n=18), pode estar relacionada com o comportamento da ave, pois o período, corresponde ao outono/inverno austral, caracterizado por baixas temperaturas 8-18°C (média dos últimos 30 anos) (FRITZSONS et al., 2015), o que leva as aves a se agruparem nos capões de vegetação ou dormitórios próximos às lavouras e estradas (observação pessoal a campo). O que poderia facilitar o contato entre hospedeiros independente do gênero sexual das aves, e consequentemente, a transmissão dos ácaros. No entanto, pouco se conhece sobre a biologia e transmissão dessas espécies de ácaros e fatores reprodutivos dos ácaros devem ser estudados. Sendo assim, estudos adicionais sobre o comportamento de *C. ruficapillus* devem ser conduzidos para auxiliar no entendimento das relações parasito-hospedeiro, e avaliar as possíveis formas de transmissão de ácaros entre os hospedeiros.

Boydaiia agelaii foi o único Ereyetidae encontrado parasitando *C. ruficapillus*. Foram registrados casos de co-infecções entre taxa Ereyetidae e Rhinonyssidae. Machos adultos foram parasitados por um taxa a mais do que os machos juvenis. Co-infecções por ácaros nasais foram mais prevalentes no período de coleta-II (outono/inverno austral). A co-infecção mais prevalente foi entre *B. agelaii* (Ereyetidae) e *Ptilonyssus sairae* (Rhinonyssidae). E o número máximo de taxa co-infectando *C. ruficapillus* foi de quatro espécies: *B. agelaii*, *P. sairae*, *P. icteridius* e *S. strandtmanni*.

As relações parasito-hospedeiro e co-infecção de ácaros nasais de *C. ruficapillus* foram pela primeira vez relatadas, e poderão contribuir para o

entendimento das relações interespecíficas além de ampliar as informações sobre os ácaros nasais no Brasil.

6 – Capítulo III

Assembleia de helmintos de *Chrysomus ruficapillus* (Vieillot, 1819) (Passeriformes: Icteridae) do extremo do sul do Brasil

6.1 Introdução

Os parasitos representam uma parte significativa da diversidade biológica. De acordo com Price (1980), o parasitismo é um dos modos de vida mais bem sucedidos exibidos pelos organismos. Estimativas sugerem que existam entre 75.000 e 300.000 espécies de helmintos parasitando vertebrados (DOBSON et al., 2008), no entanto, essa diversidade somente será conhecida, quando os hospedeiros forem estudados (WINDSOR, 1998).

A região sul do Rio Grande do Sul está localizada no Bioma Pampa, o qual, abrange parte da Argentina, todo o Uruguai e grande parte do território do Rio Grande do Sul (62,2%) (BOLDRINI et al., 2010). Este bioma apresenta alta diversidade animal e vegetal, sendo a riqueza de aves no Rio Grande do Sul composta por 480 espécies (DEVELEY et al., 2008).

Chrysomus ruficapillus (Vieillot, 1819) (Passeriformes: Icteridae) conhecida popularmente como garibaldi ou internacionalmente como “chestnut-capped blackbird”, é uma ave característica do Bioma Pampa. Tem distribuição geográfica restrita ao continente sul Americano, compreendendo a Guiana Francesa, Bolívia, Paraguai, Brasil, Argentina e Uruguai (IUCN, 2017). No Brasil, o garibaldi, distribui-se ao longo do território oriental, frequentemente encontrado associado aos cultivos de *Oryza* spp., estabelecendo-se adequadamente nesses locais (BELTON, 1994; FALLAVENA, 1988; DIAS, 2005; CROZARIOL, 2008).

A espécie é paludícola, possui hábito gregário podendo ser encontrada em bandos que variam de poucas até milhares (BELTON, 1994). No estado do Rio Grande do Sul é considerada uma das aves mais abundantes (FALLAVENA, 1988; BELTON, 1994; SILVA, 2004), no entanto, informações helmintológicas são escassas, um único registro foi realizado Rocha et al. (2012), que identificaram

Diplotriaeana (Nematoda: Diplotriaeidae) em *C. ruficapillus* (n=1) no Rio Grande do Sul.

O estudo identifica e quantifica a assembleia de helmintos associados à *C. ruficapillus* no sul do Brasil.

6.2 Material e Métodos

Cento e vinte e dois *C. ruficapillus* foram coletados na propriedade “Granjas 4 Irmãos S.A.”, no município de Rio Grande, Rio Grande do Sul, Brasil (ca -32° 14'37.24" S; -52°29'38.71" O) (Apêndice 1A) através de armadilha do tipo alçapão (2,5 m³) com água e alimento disponíveis *ad libitum* para as aves (Apêndice 1B). As coletas ocorreram nos meses de dezembro de 2013, janeiro, fevereiro, maio, junho e julho de 2014 (20 aves por coleta). Duas outras encontradas mortas foram adicionadas na amostra. A coleta, eutanásia e transporte das aves foi licenciada pelo Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade (ICMBio n° 41095-3) e pela Comissão de Ética em Experimentação Animal da Universidade Federal de Pelotas (CEEa/UFPel n°1477). A eutanásia foi realizada pelo deslocamento cervical conforme Resolução n° 1000 do Conselho Federal de Medicina Veterinária. Após, os hospedeiros foram acondicionados, individualmente, em sacos plásticos identificados e transportados ao Laboratório de Parasitologia de Animais Silvestres (LAPASIL/UFPel), congelados até processamento. Do total de aves examinadas, 21 hospedeiros passaram pelo processo de necropsia a fresco, sem congelamento.

Para a coleta dos helmintos, as aves foram necropsiadas, a partir de um corte longitudinal da face ventral do bico até próximo à cloaca de acordo com Amato & Amato (2010). Foram examinados os olhos, boca, esôfago, proventrículo, moela, intestino delgado e grosso, ceco, traqueia, pulmões, coração, fígado, vesícula biliar, rins, sistema reprodutor, cloaca e sacos aéreos. Estes órgãos ou sistemas foram abertos, lavados com água corrente sob tamis 150µm. O lavado resultante bem como as cavidades e mucosas foram examinados ao estereomicroscópio (Olympus® SZ61).

Os helmintos foram fixados e preparados respeitando os *taxa* para a identificação de acordo com Amato & Amato (2010). A identificação morfológica e morfométrica foi realizada de acordo com Faria (1912), Freitas (1951), Kohn &

Fernandes (1972), Gibson, Jones & Bray (2002), Jones, Bray & Gibson (2005), Bray, Gibson & Jones (2008) e Lunaschi et al. (2015) para Trematoda (Digenea); Saxena & Baugh (1978) e Khalil, Jones & Bray (1994) para Cestoda; Vicente et al. (1983) e Anderson et al. (2009) para Nematoda e Schmidt & Kuntz (1977) para Acanthocephala.. Espécimes testemunho (“vouchers”) foram depositados na Coleção de Helminths do Laboratório de Parasitologia de Animais Silvestres do Departamento de Microbiologia e Parasitologia do Instituto de Biologia da Universidade Federal de Pelotas (CHLAPASIL/UFPel) (nº 644 a 679).

Foram estimadas a prevalência (P%), abundância média de infecção (AM) e intensidade média de infecção (IMI) segundo Bush et al. (1997) e amplitude de variação (Ax) de acordo com Bush et al. (2001).

O termo assembleia foi utilizado neste estudo segundo o conceito de Fauth et al. (1996), pois representa o universo de espécies (limites taxonômicos) e limites de distribuição (geográficos) arbitrados nos objetivos do estudo. Isso distingue do conceito clássico e não operacional de comunidade.

6.3 Resultados

Cento e quatorze *Chrysomus ruficapillus* foram positivas (P%=93,4) para pelo menos um *táxon* parasito. Trematoda com P%=75,4 (n=92), Cestoda com P%= 20,5 (n=25), Nematoda com P%=57,4 (n=70), e Acanthocephala com P=2,4% (n=3). A assembleia de helmintos foi composta por 15 *taxa*, Trematoda (Digenea): *Tanaisia valida* Freitas, 1951 (Eucotylidae: Tanaisiinae) (n=328) (Figura1-a), *Prosthogonimus ovatus* (Rudolphi, 1803) (Prosthogonimidae) (n=25) (Figura-1b), *Conspicuum conspicuum* (Gomes de Faria, 1912) (Dicrocoellidae: Leipertrematinae) (n=32) (Figura1-c), *Stomylotrema graciosus* Travassos, 1922 (Stomylotrematidae) (n=13) (Figura1-d), *Eumegacetes* sp. (Eumegacetidae) (n=3) (Figura1-g), *Strigea* sp. (Strigeidae) (n=2) (Figura-1h) e dois *Echinostoma* spp. (Echinostomatidae) (n=4/1) (Figura1- e/f); Cestoda: *Mathevotaenia* sp. (Anoplocephalidae) (n=45) (Figura 2a-d); e *Anonchotaenia* sp. (Paruterinidae) (n=1) (Figura 2 e-h); Nematoda: *Diplotriaeana bargusinica* Skrjabin, 1917 (Diplotriaeidae) (580 machos e 652 fêmeas) (n=1232) (Figura 3a-f), *Oxyspirura* Drasche in Stossich, 1897 (Thelaziidae) (duas fêmeas e um macho) (n=3), uma espécie de Aprocotoidea (três fêmeas) e uma espécie de

Capillariidae (uma fêmea) (Figura 4a-h) e Acanthocephala: *Mediorhynchus micranthus* (Rudolphi, 1819) (Gigantorhynchidae) (8 machos e 11 fêmeas) (n=19) (Figura 5a-b). Não foram analisados aspectos patológicos das infecções.



Figura 1 – Trematoda (Digenea) de *Chrysomus ruficapillus* Vieillot, 1819 (Passeriformes: Icteridae) do extremo sul do Brasil. **a.** *Tanaisia valida* Freitas, 1951 (Eucotylidae) ESCALA=410 μ m; **b.** *Prosthogonimus ovatus* (Rudolphi, 1803) (Lühe, 1899) (Prosthogonimidae) ESCALA=580 μ m; **c.** *Conspicuum conspicuum* (Gomes de Faria, 1912) (Dicrocoeliidae) ESCALA=460 μ m; **d.** *Stomylotrema graciosus* Travassos, 1922 (Stomylotrematidae) ESCALA=430 μ m; **e.** *Echinostoma* morf. 1 ESCALA=600 μ m; **f.** *Echinostoma* morf. 2 ESCALA= 560 μ m (Echinostomatidae) **g.** *Eumegacetes* Looss, 1900 (Eumegacetidae) ESCALA=320 μ m; **h.** Strigeidae ESCALA=175 μ m. VO= ventosa oral; F= faringe; CI= cecos intestinais; A= acetábulo; O= ovário; T= testículo; BC=saco do cirro; DP= disco peristômico; E= espinhos; BC= bolsa copuladora; U-OV= útero com ovos. Fonte: BERNARDON, 2015, 2016.

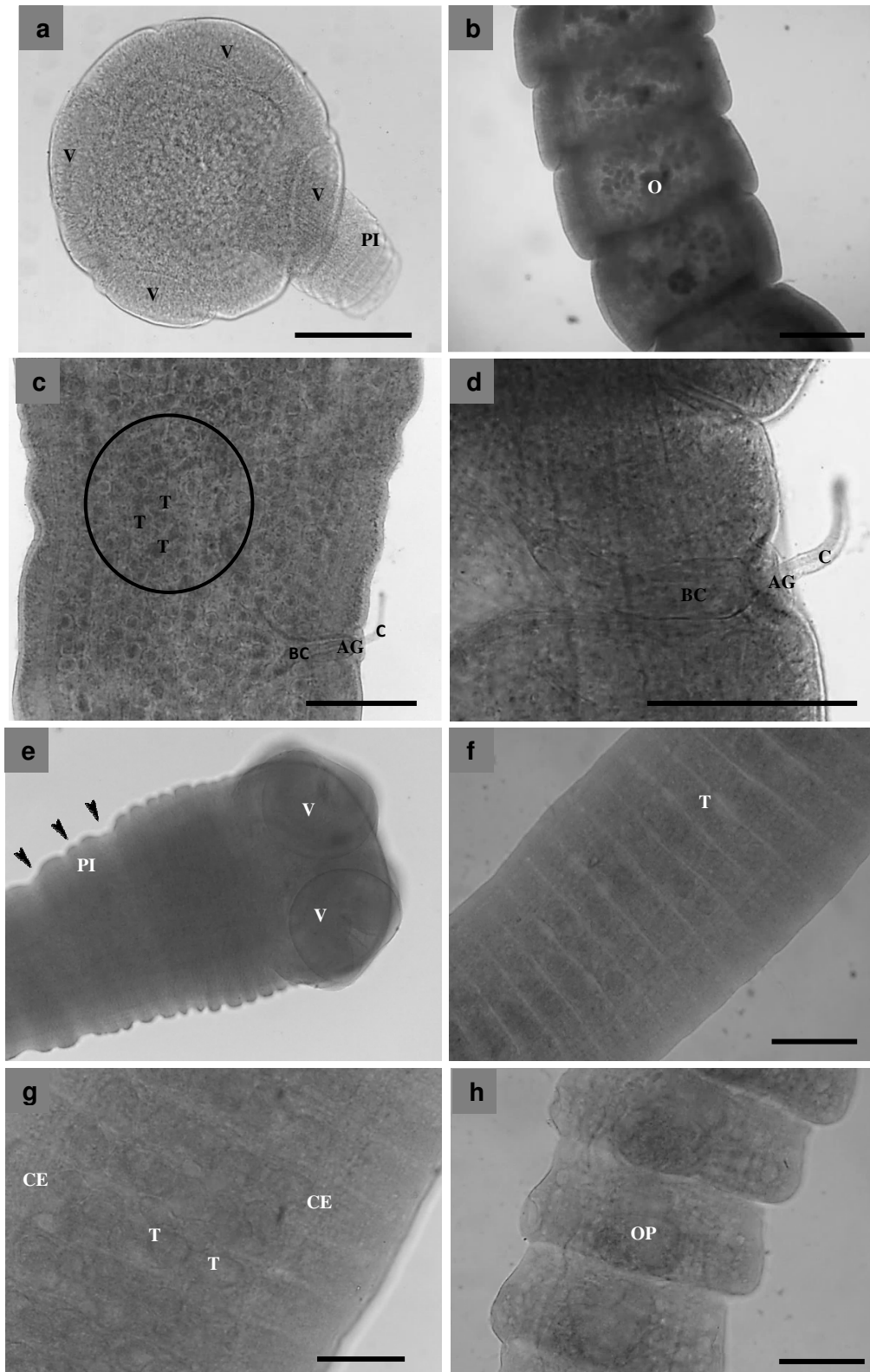


Figura 2 – Cestoda de *Chrysomus ruficapillus* (Vieillot, 1819) (Passeriformes: Icteridae) do extremo sul do Brasil. **a-d.** *Mathevotaenia* sp. (Anoplocephalidae); **a.** escólex ESCALA=190 μ m; **b.** proglotes maduras ESCALA=625 μ m; **c.** proglotes grávidas ESCALA=750 μ m; **d.** proglotes grávidas com bolsa do cirro e cirro ESCALA=150 μ m; **e-h.** *Anonchotaenia* sp. (Paruterinidae); **e.** escólex ESCALA=250 μ m; **f.** proglotes maduras ESCALA=92 μ m; **g.** proglotes maduras em maior aumento ESCALA=340 μ m; **h.** proglotes grávidas com órgão paruterino repleto de ovos ESCALA=42 μ m. V=ventosas; PI= proglotes imaturas; O= ovário; C=cirro; AG= átrio genital; T= testículo; OP=órgão paruterino; CE=canal excretor longitudinal. Fonte: BERNARDON, 2015, 2016.

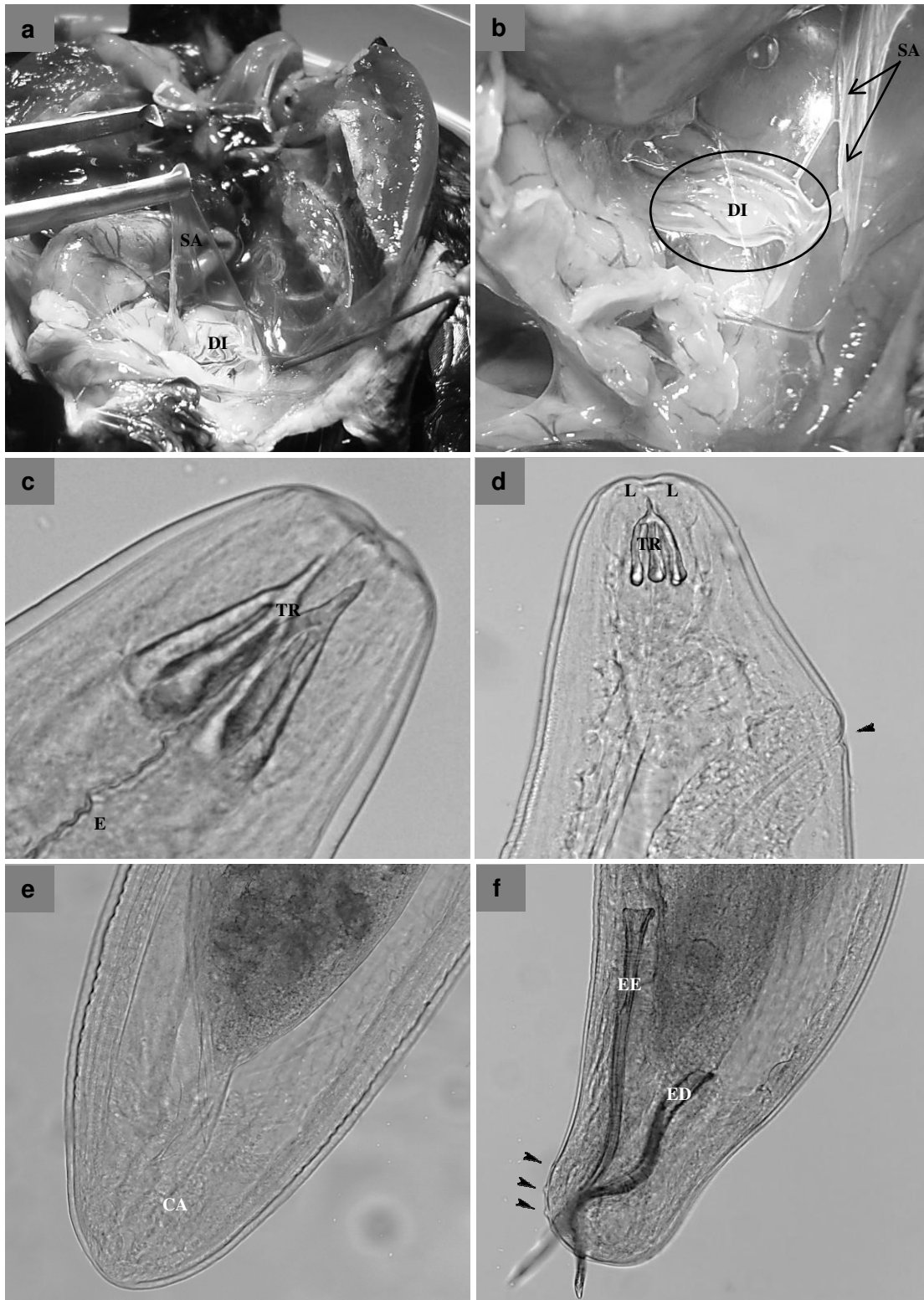


Figura 3 - *Diplotriaena bargusina* Skrjabin, 1917 (Nematoda: Diplotriaenidae) de *Chrysomus ruficapillus* Vieillot, 1819 (Passeriformes: Icteridae) do extremo sul do Brasil. **a.** Cavidade corporal da ave, cabeça de seta indica os nematóides no sacos aéreos ESCALA=1000 μ m; **b.** Nematóides no interior dos sáculos aéreos ESCALA= 1000 μ m; **c.** Extremidade anterior, cabeça de seta indica o ápice do tridente afilado ESCALA= 30 μ m; **d.** cabeça de seta indica o poro genital da fêmea ESCALA=100 μ m; **e.** Região posterior da fêmea arredondada ESCALA=400 μ m; **f.** Região posterior do macho, espículos do macho ESCALA=350 μ m. SA=sacos aéreos; N=Nematoda; TR= tridente; REF = região posterior da fêmea; EE= espículo esquerdo; ED= espículo direito.

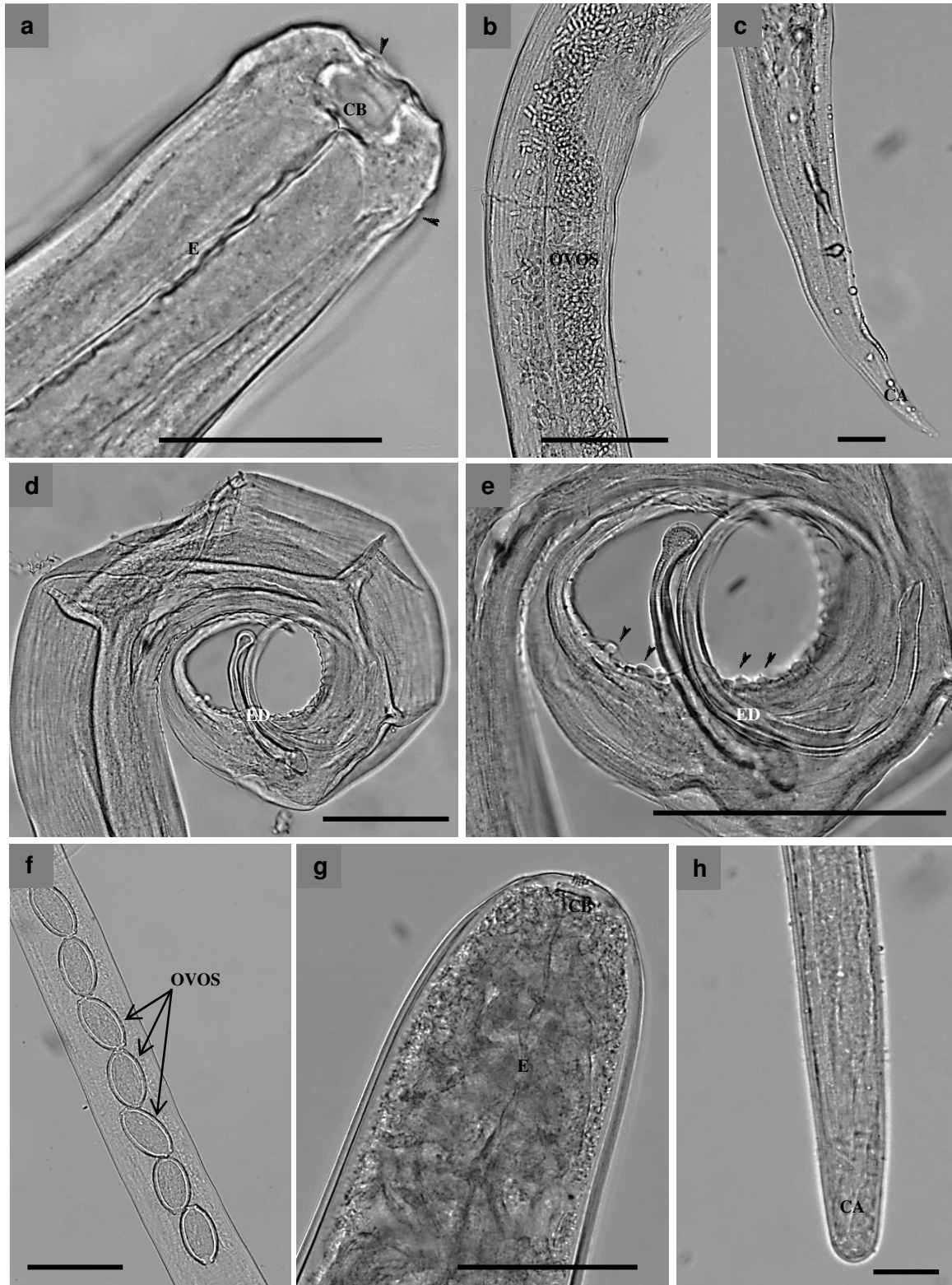


Figura 4- Nematoda de *Chrysomus ruficapillus* (Vieillot, 1819) (Passeriformes: Icteridae) do extremo sul do Brasil. **a-e.** *Oxyspirura* sp. (Thelaziidae); **a.** região anterior ESCALA=62 μ m; **b.** região mediana da fêmea ESCALA=45 μ m; **c.** região posterior da fêmea ESCALA=77 μ m; **d.** região posterior do macho ESCALA=157 μ m; **e.** em detalhe os espículos ESCALA=157 μ m; **f.** ovos de Capilariidae ESCALA=65 μ m; **g.** região anterior ESCALA=6 μ m; **g-h.** Aproctoidea **g.** região anterior ESCALA=6 μ m **h.** região posterior ESCALA=6 μ m. CB= cápsula bucal; E= esôfago; ES= espículo. Fonte: BERNARDON, 2015, 2016.



Figura 5- *Mediorhynchus micracanthus* (Rudolphi, 1819) (Acanthocephala: Gigantorhynchidae) de *Chrysomus ruficapillus* (Vieillot, 1819) (Passeriformes: Icteridae) do extremo sul do Brasil. **a.** fêmea ESCALA=600 μ m. **b.** macho ESCALA= 950 μ m. P= probóscide; L= leminiscos; OV=ovos; TA= testículo anterior; TP= testículo posterior; GS=glândulas de cimento; B= bursa. Fonte: BERNARDON, 2015.

A assembleia de helmintos de *C. ruficapillus*, sítios de infecção e índices parasitológicos (P%, AM, IMI e Ax) encontram-se na Tabela 1.

Tabela 1 - Assembleia de helmintos de *Chrysomus ruficapillus* (Vieillot, 1819) (Passeriformes: Icteridae) do extremo sul do Brasil. Sítios de infecção (SI), número de aves infectadas (NAI) e índices parasitológicos: prevalência (P%), abundância média de infecção (AM), intensidade média de infecção (IMI) e amplitude de variação (Ax).

Helmintos	SI	P% (NAI)	AM	IMI	Ax
Trematoda (Digenea)					
<i>Tanaisia valida</i>	ductos renais	58,2 (71)	2,7	4,62	1-12
<i>Prosthogonimus ovatus</i>	cloaca	14,75 (18)	0,2	1,38	1-5
<i>Conspicuum conspicuum</i>	vesícula biliar	8,20 (10)	0,26	3,2	1-7
<i>Stomylotrema graciosus</i>	cloaca	7,37 (9)	0,1	1,4	1-3
<i>Echinostoma</i> morf. 1	intestino delgado	2,45 (3)	0,024	1	1
<i>Echinostoma</i> morf. 2	intestino delgado	0,82 (1)	0,0082	1	1
<i>Eumegacetes</i> sp.	cloaca	0,82 (1)	0,02	3	3
<i>Strigea</i> sp.	intestino delgado	1,64 (2)	0,01	1	1
Cestoda					
<i>Mathevotaenia</i> sp.	intestino delgado	19,67 (24)	0,36	1,87	1-5
<i>Anonchotaenia</i> sp.	intestino delgado	0,82 (1)	0,008	1	1
Nematoda					
<i>Diplotrriaena bargusinica</i>	sacos aéreos	53,30 (65)	10,9	19,1	1-106
<i>Oxyspirura</i> sp.	lavado superfície externa do corpo	1,64 (2)	0,016	1	1
Aproctoidea	lavado cavidade abdominal	1,64 (2)	0,024	1,5	1-2
Capillariidae	lavado cavidade abdominal	0,82 (1)	0,008	1	1
Acanthocephala					
<i>Mediorhynchus micracanthus</i>	intestino delgado	2,46 (3)	0,15	6.33	1-9
Número total aves infectadas		114			

Sobre a assembleia de helmintos, *T. valida*, *D. bargusinica* e *Mathevotaenia* sp. destacaram-se quanto às prevalências, *Tanaisia valida* foi o táxon com destaque de P% e *D. bargusinica* a espécie com destaque de AM, IMI e Ax (Tabela 1).

6.4 Discussão

Eucotylidae Cohn, 1904 compreende trematódeos de rins e ureteres de aves. Eucotylinae Skrjabin, 1924 é caracterizada pela presença de colar muscular em forma cônica ou triangular que delimita a região anterior do corpo, cecos cegos, testículos extracecais e presença do saco do cirro, enquanto Tanaisiinae Freitas,

1951 não possui colar muscular, saco do cirro e os cecos são fusionados posteriormente. Em Tanaisiinae são alocados *Tanaisia* Skrjabin, 1924, *Paratanaisia* (Santos, 1934) e *Tamerlania* Skrjabin, 1924 (GIBSON; JONES; BRAY, 2002).

De acordo com Freitas (1951) após extensa revisão de Eucotylidae, a partir de espécimes coletados de aves em várias regiões do Brasil, espinhos e escamas no tegumento desses trematódeos são importantes para a identificação morfológica. No entanto, estas estruturas são difíceis de visualizar em microscopia óptica convencional e no processo de congelamento do hospedeiro ou armazenamento dos espécimes, podem cair, sendo observadas apenas pequenas saliências, vestígios das escamas e espinhos. Segundo Kanev et al. (2002) outras características consideradas para distinção dos gêneros de Tanaisiinae, como a posição e morfologia dos testículos e extensão do campo das vitelárias. Lunaschi et al. (2015) construíram chaves de identificação para os gêneros de Tanaisiinae, listaram as espécies Neotropicais de *Tanaisia* e as espécies de hospedeiros conhecidos para *Tanaisia* spp.. As autoras salientaram a importância da extensão das vitelárias para distinção dos três gêneros, em *Tanaisia* distribuem-se a partir da região ovariana ou testicular.

Tanaisia spp. parasitam túbulos renais e rins de aves (GIBSON; JONES; BRAY, 2002). Freitas (1951) apresentou uma lista mundial de hospedeiros para *Tanaisia*, das quais constavam: Tinamiformes (Tinamidae); Pelecaniformes (Thereskiornithidae); Galiiformes (Phasianidae) (silvestres e domésticos); Gruiformes (Rallidae); Charadriiformes (Recurvirostridae, Scolopacidae, Sternidae, Laridae); Columbiformes (Columbidae); Cuculiformes (Cuculidae); Strigiformes (Strigidae); Piciformes (Ramphastidae, Picidae); Passeriformes (Alaudidae, Oriolidae, Corvidae, Panuridae, Troglodytidae, Turdidae, Muscicapidae, Passeridae, Sturnidae, Parulidae, Passeridae, Thraupidae, Fringillidae, Emberizidae e Icteridae). No Brasil, *Tanaisia* spp. foram relatadas principalmente em Passeriformes, no entanto, há registros em Cuculiformes, Charadriiformes, Gruiformes e Strigiformes (FREITAS, 1951; TRAVASSOS et al., 1969; FERNANDES et al., 2015). Em Icteridae, *Tanaisia inopina* Freitas, 1951 foi registrada para *Icterus chryscephalus* (Linnaeus, 1766) e *Tanaisia oviaspera* em *Icterus pyrrhopterus* (Vieillot, 1819) por Freitas (1951). *Tanaisia valida* foi descrita por Freitas, 1951 parasitando rins de *Himantopus melanurus* Vieillot, 1817 (Charadriiformes: Recurvirostridae) no estado do Rio de Janeiro. Assemelha-

se com *Tanaisia fedtschenkoi* Skrjabin, 1924, diferenciando-as pelo tamanho (comprimento e largura) dos ovos, que são um pouco maiores do que os de *T. valida*, além da distribuição geográfica, pois *T. fedtschenkoi* ocorre na Ásia e Europa, relatada em Charadriiformes (Scolopacidae, Recurvirostridae, Charadriidae, Laridae) (FREITAS, 1951).

Os espécimes de *T. valida* encontrados em *C. ruficapillus* deste estudo apresentaram pequenas variações na morfologia dos lobos dos testículos, verificadas também por Freitas (1951). Foi possível observar as inserções dos espinhos no tegumento, na maioria dos trematódeos, enquanto espinhos somente foram visualizados em dois espécimes de uma ave. Esse hospedeiro, em particular, não sofreu o processo de congelamento após a eutanásia, o que pode explicar a conservação destas estruturas, corroborando Monteiro et al. (2007) e Mascarenhas et al. (2016) que em processo semelhante, atribuíram a ausência de espinhos em espécies de Trematoda : *P. ovatus* em *Netta peposaca* (Vieillot, 1816), *Dendrocygna bicolor* (Vieillot, 1816) (Anatidae) e *Phalacrocorax brasilianus* (Gmelin, 1789) (Phalacrocoracidae); *Telorchis* spp. em *Phrynops hilarii* (Duméril & Bibron, 1835) e *Acanthochelys spixii* (Duméril & Bibron, 1835) (Chelidae), devido ao congelamento dos hospedeiros ou ao estado de conservação das aves. Portanto, o congelamento dos hospedeiros e/ou preparação dos espécimes pode influenciar na qualidade dos digenéticos para o processo de identificação.

Mascarenhas et al. (2009) registraram *T. valida* em *Paroaria coronata* (Miller, 1776) (Passeriformes: Thraupidae) (n=40) com (P%=2,5, AM=0,05 e IMI=2) e Bernardon et al. (2016a) em *Molothrus bonariensis* (Gmelin, 1789) (Passeriformes: Icteridae) (n=5) (P=40%, AM=4,0 e IMI=10) no estado do Rio Grande do Sul. Os índices de *T. valida* em *C. ruficapillus* (Tabela 1) foram consideravelmente superiores aos apresentados por Mascarenhas et al. (2009) e Bernardon et al. (2016a).

O ciclo de vida de *T. valida* é desconhecido, no entanto, de acordo com Lunaschi et al. (2015) a biologia de Tanaisiinae envolve a ingestão de moluscos contendo metacercárias como hospedeiros intermediários. Maldonado (1945) na Costa Rica, estimou que o ciclo de *Tanaisia bragai* Santos, 1934 = (*Paratanaisia bragai* (Santos, 1934) (Bruguière, 1798) é de aproximadamente um mês (MALDONADO, 1945 apud KELLER; ARAÚJO, 1992). No Brasil, Keller & Araújo

(1992) para conhecer os possíveis hospedeiros intermediários de *T. bragai*, coletados de *Gallus gallus* (Linnaeus, 1758) (Phasianidae), realizaram infecções experimentais em *Bradybaena similares* (Férussac, 1821), *Subulina octona* (Bruguière, 1798) e *Leptinaria unilamellata* (d' Orbigny, 1837) (Mollusca: Gastropoda). Em *L. unilamellata* foram observadas as formas evolutivas do parasito, portanto, hospedeiro intermediário de *T. bragai*. Posteriormente, Brandolini et al. (1997) confirmaram a *S. octona* e *L. unilamellata* como hospedeiros intermediários de *T. bragai* em condições laboratoriais.

Aspectos patológicos causados por *T. valida*, não são conhecidos, no entanto, pesquisas com aves silvestres e principalmente com aves de criação em cativeiro parasitados por *T. bragai* foram realizadas no estado do Rio de Janeiro, Brasil (MENEZES et al., 2001; PINTO et al., 2004; GOMES et al., 2005; SILVA et al., 2005; COSTA et al., 2015). Apesar de *T. bragai* ser considerada pouco patogênica às aves, pode causar complicações clínicas como apatia, perda de peso, diarreia e morte em cargas parasitárias elevadas (COSTA et al., 2015). Lesões microscópicas como dilatação dos ductos coletores, nefrite, fibrose, destruição e pontos de calcificação foram relatadas (MENEZES et al., 2001; PINTO et al., 2004; GOMES et al., 2005; SILVA et al., 2005).

Segundo Costa et al. (2015) *T. bragai* possui baixa especificidade, tornando muitos hospedeiros suscetíveis em condições naturais, mesmo as aves que apresentam baixa intensidade de infecção são capazes de transportar para outros hospedeiros, contribuindo, portanto, para a epidemiologia do parasito. Assim como, *C. talpacoti* (Temminck, 1810) (Columbiformes: Columbidae) frequentemente encontradas compartilhando espaços naturais e locais de alimentação das aves de criação, que podem agir como reservatórios ou transportadores dos agentes patogênicos aos faisões (Phasianidae) (COSTA et al., 2015).

Trematódeos que compõem Prosthogonimidae (Lühe, 1909) são parasitos da bursa de Fabricius, do oviduto, raramente do intestino, ocorrendo em grande número de espécies de aves domésticas e silvestres da Europa, Ásia, África, América do Norte e América do Sul (OLSEN, 1974). *Prosthogonimus* Lühe, 1899 é encontrado no oviduto, bursa de Fabricius, cloaca e acidentalmente no intestino e nos ovos. Sua distribuição é cosmopolita (OLSEN, 1974; BRAY et al., 2008).

Prosthogonimus ovatus possui baixa especificidade parasitária, registrada no Brasil, pela primeira vez, em *Gallus gallus* (Linnaeus, 1758) (Galliformes: Phasianidae) (n=17) (P%=17,6) (Travassos, 1928); *Monasa nigrifrons* (Spix, 1824) (Galbuliformes: Bucconidae) (n=10) (P%=10,0); *Piaya cayana* (Linnaeus, 1766) (Cuculiformes: Cuculidae) (n=3) (P%=33,3); *Theristicus caerulescens* (Vieillot, 1817) (n=6) (P%=16,6); *Mesembrinibis cayennensis* (Gmelin, 1789) (n=3) (P%=33,3) (Pelecaniformes: Thereskiornithidae); *Campylorhamphus trochilirostris* (Lichtenstein, 1820) (Passeriformes: Dendrocolaptidae) (n=1) (P%=100) e em *Cyanocorax cyanomelas* (Vieillot, 1818) (Passeriformes: Corvidae) (n=4) (P%=25,0), no entanto, não citaram procedência e intensidades de infecção (TRAVASSOS, 1928; TRAVASSOS et al., 1969).

No estado do Rio Grande do Sul, Monteiro et al. (2007) identificaram *P. ovatus* em *Dendrocygna bicolor* (Vieillot, 1816) (n=33) (P%=3,0; IMI=1), *Netta peposaca* (Vieillot, 1816) (Anseriformes: Anatidae) (n= 20) (P%=15,0; IMI= 4,3) e *Phalacrocorax brasilianus* (Gmelin, 1789) (Suliformes: Phalacrocoracidae) (n=47) (P%=2,1; IMI=1). Mascarenhas et al. (2009) relataram em *Poroaria coronata* (Miller, 1776) (Passeriformes: Thraupidae) (n=40) (P%=7,5; IMI=3). Pinto, Mati & Melo, 2013 em *Butorides striata* (Pelecaniformes: Ardeidae) (Linnaeus, 1758) (socozinho) (n=1) (P%=100, IMI=1) no estado de Minas Gerais. Para Icteridae *P. ovatus* foi registrada em *Sturnella superciliares* (Bonaparte, 1850) no estado de Minas Gerais (KOHN; FERNANDES, 1972) e em *Molothrus bonariensis* no estado do Rio Grande do Sul (BERNARDON et al., 2016a).

De acordo com Kohn & Fernandes (1972), após examinarem 84 exemplares de *P. ovatus* pertencentes à 22 hospedeiros (Anseriformes: Anatidae), (Charadriiformes: Laridae, Scolopacidae, Sternidae), (Cuculiformes: Cuculidae), (Pelecaniformes: Threskiornithidae), (Columbiformes: Columbidae), (Galbuliformes: Bucconidae), (Piciformes: Ramphastidae), (Galliformes: Phasianidae), (Caprimulgiformes: Caprimulgidae), (Passeriformes: Dendrocolaptidae, Corvidae, Turdidae, Thraupidae, Thamnophilidae e Icteridae) verificaram que o trematódeo apresenta significativas variações morfológicas intraespecíficas (grande plasticidade fenotípica), sendo que estas variações, podem ser maiores nos espécimes de um mesmo hospedeiro do que quando observadas em parasitos de hospedeiros zologicamente muito afastados (KOHN; FERNANDES, 1972; MONTEIRO et al.,

2007). Segundo Boddeke (1960a) apud Monteiro et al. (2007) as diferenças na morfologia, podem estar ligadas a diferentes locais de infecção e aos diversos hospedeiros parasitados (baixa especificidade). *Prosthogonimus ovatus* de *C. ruficapillus* apresentaram diferenças morfológicas muito sutis comparadas as descritas por Kohn & Fernandes (1972). Todos espécimes foram encontrados na cloaca dos hospedeiros. Quanto aos índices (Tabela 1), foram próximos aos encontrados por Monteiro et al. (2007) em *N. peposaca*.

Boddeke (1960b) através de estudos experimentais para elucidar o ciclo biológico de *P. ovatus* na Europa (Holanda), comprovou a participação de *Bithynia tentaculata* (Linnaeus, 1758) (Mollusca: Gastropoda) como hospedeiro intermediário primário e formas jovens ou adultas de Odonata *Cordulia aenea* (Linnaeus, 1758) (Corduliidae), *Orthetrum cancellatus* Linnaeus, 1758 (Libellulidae), *Leucorrhinia caudalis* (Charpentier, 1840) (Libellulidae) e *Aeshna cyanea* (Muller, 1764) (Aeshnidae) como hospedeiro secundário do trematódeo. O autor comenta que o hospedeiro intermediário primário e os estágios larvais do parasito não foram identificados para as Americas. Fica evidente a falta de trabalhos em relação à biologia de *P. ovatus* no Brasil.

Sobre os efeitos do parasitismo de *Prosthogonimus*, Olsen (1974) destaca os causados em aves poedeiras, afetando a produção de ovos, causando declínio ou não formação dos mesmos (perdas econômicas em aves domésticas).

Dicrocoeliidae Looss, 1899 são parasitos de ductos biliares, vesícula biliar, intestinos e condutos pancreáticos de aves e mamíferos placentários (Eutheria), raramente de reptéis e marsupiais, possuem distribuição cosmopolita. É composta por Proacetabulorchiinae Odening, 1964, Dicrocoeliinae Looss, 1891, Leipertrematinae Yamaguti, 1958 e Prosolecithinae Yamaguti, 1971. *Conspicuum Bhalerao*, 1936 pertence à Leipertrematinae, parasitam a vesícula biliar de aves, raramente de mamíferos e sua distribuição compreende Europa, Ásia, África, América do Norte, América Central e América do Sul (BRAY et al., 2008)..

Conspicuum conspicuum foi descrita como *Dicrocoelium conspicuum* por Faria (1912), a partir de três espécimes coletados de *Mimus gilvus* (Passeriformes: Mimidae) (n=1) no estado do Rio de Janeiro. Também em *Rhamphastos* Linnaeus, 1758 (Piciformes: Rhamphastidae) e *Rupicola rupicola* (Linnaeus, 1766) (Passeriformes: Cotingidae), que sugere que seja realizada uma revisão do gênero.

Travassos et al. (1969) e Fernandes et al. (2015) relataram *C. conspicuum* em *Celeus flavescens* (Gmelin, 1788) (Piciformes: Picidae) e nos Passeriformes: *Turdus amaurochalinus* Cabanis, 1850; *T. rufiventris* Vieillot, 1818; *T. flavipes* Vieillot, 1818; *T. leucomelas leucomelas* (Vieillot, 1818); *T. albicollis* Vieillot, 1818 (Turdidae); *Ramphocelus bresilius* (Linnaeus, 1766) (Thraupidae); *M. gilvus* (Mimidae); em *Xiphocolaptes albicollis* (Vieillot, 1818) (Dendrocolaptidae) e *Cacicus haemorrhous* (Linnaeus, 1766) (Icteridae) sem a procedência e número de aves amostradas. Menezes et al. (2001), no estado do Rio de Janeiro, identificaram *C. conspicuum* em *Numida meleagris* Linnaeus, 1764 (Galliformes: Numididae) (n=36) (P%=2,8, IMI=1), as aves eram criadas ao ar livre e não apresentavam sinais clínicos, no entanto, lesões macroscópicas e microscópicas foram observadas: lobos do fígado alargados (hepatomegalia) e amarelados (icterícia) e processo degenerativo hepático (hepatólise). No estado do Rio Grande do Sul, o primeiro registro de *C. conspicuum* foi realizado por Callegaro-Marques & Amato (2010) parasitando *T. rufiventris* (Passeriformes: Turdidae) (n=151) (P%=59,6; AM= 2,42; IMI=1,44, A=1-20).

Em relação aos índices parasitológicos de *C. conspicuum* comparados com os apresentados por Callegaro-Marques & Amato (2010) para *T. rufiventris* foram consideravelmente baixos em *C. ruficapillus* (Tabela 1). Este é o primeiro registro desta espécie parasita para Icteridae.

A biologia de *C. conspicuum* não é conhecida, Patten (1952) elucidou o ciclo de *Conspicuum icteridorum* Denton & Byrd, 1951 e identificou como hospedeiro intermediário primário *Zonitoides arboreus* (Say, 1816) (Gastropoda: Mollusca) e como secundário *Armadillidium quadrifrons* Stoller, 1902 (Isopoda: Armadillidiidae).

Segundo Bray, Gibson & Jones (2008), Stomylotrematidae Poche, 1926 são parasitos intestinais, especialmente do ceco, bursa de Fabricius ou cloaca de aves caracterizados pelo poro genital marginal e testículos simétricos na porção anterior do corpo. *Stomylotrema* Looss, 1900 são encontrados no trato alimentar posterior, especialmente no ceco, reto e Bursa de Fabricius ou cloaca de aves Caprimulgiformes, Charadriiformes, Ciconiformes, Gruiformes, Strigiformes, Passeriformes e possuem distribuição cosmopolita.

No Brasil, *Stomylotrema* spp. foram registradas em Charadriiformes (Recurvirostridae, Charadriidae); Caprimulgiformes (Caprimulgidae); Nyctibiiformes

(Nycticiidae); Eurypygiformes (Eurypygidae); Pelecaniformes (Threskiornitidae); Ciconiiformes (Ciconiidae) e nos Passeriformes: *Turdus* sp. Linnaeus, 1758 (Turdidae) parasitado por *Stomylotrema gratiosus* e *Stomylotrema tagax* Braun, 1901 em *Progne subis* (Linnaeus, 1758) (Hirundinidae) sem apresentar número de hospedeiros nem índices parasitológicos (TRAVASSOS et al., 1969).

Sobre o ciclo de vida de *S. gratiosus*, no Brasil, Pinto et al. (2015) identificaram, pela primeira vez, *Pomacea maculata* Perry, 1810 (Caenogastropoda: Ambullariidae) infectada naturalmente no estado do Maranhão. Brenes et al. (1966) elaboraram uma chave de identificação para as espécies de *Stomylotrema* da Costa Rica, descrevendo *Stomylotrema ucremium* (n=2) parasito de *Icterus galbula* Linnaeus, 1758 (Passeriformes: Icteridae). *Stomylotrema ucremium* foi diferenciada de *S. gratiosus* por apresentar diferenças na posição do poro genital, forma e extensão dos campos de vitelárias e tamanho dos ovos (Pinto et al., 2015). Essas diferenças, podem ser resultado de uma variação intraespecífica ou da preparação dos espécimes, sugerindo que *S. ucremium* é sinônimo de *S. gratiosus*.

No presente estudo, pela primeira vez, registra-se *Stomylotrema* em Icteridae no Brasil, e *S. gratiosus* em *C. ruficapillus* apresentando os índices parasitológicos (Tabela 1). Trabalhos sobre a patologia causada por *S. gratiosus* são inexistentes, são necessários, portanto, esforços nesse sentido.

Espécies de Echinostomatidae Looss, 1899 são hematófagas, parasitam aves, mamíferos, peixes e répteis e tem distribuição cosmopolita (LUTZ, 1924; JONES; BRAY; GIBSON, 2005). A taxonomia da família é bastante complexa, caracterizada pela presença de um colar cefálico não interrompido armado com uma ou duas coroas de espinhos. À família pertencem 10 subfamílias, entre elas, Echinostomatinae Looss, 1899 com 19 gêneros incluindo *Echinostoma* Rudolphi, 1809 (JONES; BRAY; GIBSON, 2005).

No Brasil, *Echinostoma* spp. foram registradas para Pelecaniformes (Ardeidae e Threskiornitidae); Gruiformes (Raliidae); Cuculiformes (Cuculidae); Anseriformes (Anatidae); Galliformes (Phasianidae); Caprimulgiformes (Caprimulgidae); Charadriiformes (Haematopodidae); Columbiformes (Columbidae); Suliformes (Anhingidae); Ciconiiformes (Ciconiidae); Tinamiformes (Tinamidae) e em Passeriformes: *Echinostoma revolutum* Looss, 1899 parasitando o reto de uma

fêmea de *Passer domesticus* (Linnaeus, 1758) (Passeridae) (n=142) (P%= 0,7 e IMI= 0,03) no estado do Rio de Janeiro (BRASIL & AMATO, 1992). Para Icteridae, *E. discinctum* Dietz, 1909 em *Procapicus solitarius* (Vieillot, 1816) e *E. revolutum* em *M. bonariensis* (TRAVASSOS et al., 1969; FERNANDES et al., 2015).

Sobre o ciclo biológico de *Echinostoma*, no Brasil, Lutz (1924), observou moluscos, girinos e peixes como hospedeiros intermediários. De acordo com Esteban & Muñoz-Antoli (2009) apud Pinto & Melo (2012) a biologia do gênero envolve três hospedeiros. Cercárias são produzidas em gastrópodes dulciaquícolas e após emergirem formam metacercárias em moluscos que ao serem ingeridos pelos hospedeiros definitivos desenvolvem-se em parasitos adultos. Pinto & Melo (2012) identificaram *Physa marmorata* Guilding, 1828 (Mollusca: Physidae) como hospedeiro intermediário natural de *E. exile* Lutz, 1924 no estado de Minas Gerais.

Espécies de Echinostomatidae apresentam potencial zoonótico, especialmente com casos no sul da Ásia (SOHN et al., 2011a, 2011b; CHAI et al., 2012). Em relação à patologia, *E. revolutum* pode provocar emagrecimento e enterite catarral, podendo levar à morte anseriformes jovens (YOUSUF et al., 2009 apud SAIJUNTHA et al., 2013).

Em *C. ruficapillus* verificou-se baixa prevalência de *Echinostoma*, no entanto, duas espécies morfologicamente distintas foram observadas (Figura 1e-f). *Echinostoma* foi anteriormente registrada em Icteridae, porém pela primeira vez é relatado para *C. ruficapillus* com índices parasitológicos (Tabela 1). É interessante ressaltar, que uma revisão das espécies que ocorrem no Brasil é necessária, devido sua complexidade morfológica, além de estudos envolvendo o ciclo biológico e patologia do grupo.

Eumegacetidae Travassos (1922) inclui *Eumegacetes* Looss, 1900, *Papillatrema* Oshmarin, 1964 e *Orthetrotrema* Macy & Basch, 1972. *Eumegacetes* spp. tem distribuição cosmopolita, parasitam o trato intestinal, especialmente reto, cloaca e sistema renal de aves (Coraciiformes, Cuculiformes, Piciformes, Charadriiformes e Passeriformes) (BRAY; GIBSON; JONES, 2008).

No Brasil, *E. medioximus* Braun, 1901 foi registrada em *Alcedo hercules* Laubmann, 1917 (Coraciiformes: Alcedinidae), *Galbula ruficauda* Cuvier, 1816

(Galbuliformes: Galbulidae); *Notharchus swainsoni* (Gray, 1846) (Galbuliformes: Bucconidae); *Guira guira* Gmelin, 1788 e *Piaya cayana* (Linnaeus, 1766) (Cuculiformes: Cuculidae) e *Crotophaga ani* Linnaeus, 1758 (Passeriformes: Corvidae) (TRAVASSOS et al., 1969). No estado do Rio de Janeiro, Brasil & Amato (1992) relataram *E. medioximus* em dois *P. domesticus* (Passeriformes: Passeridae) (n=142) (P%= 0,13 e IMI= 0,013) e no Rio Grande do Sul, Callegaro-Marques & Amato (2010), *Eumegacetes* sp. (n=1) no mesmo hospedeiro (n=160) (P%=0,6 AM=0,01, IMI=1 e Ax=1). Neste estudo, os índices parasitológicos (Tabela 1) corroboram os autores citados. Constitui o primeiro registro de *Eumegacetes* sp. para Icteridae no Brasil.

O ciclo biológico de *Eumegacetes* envolve libélulas (BRAY; GIBSON; JONES, 2008). No Brasil, durante estudo da participação de larvas de Odonata em ciclos de trematódeos, Pinto & Melo (2012) identificaram e caracterizaram morfologicamente as metacercárias de *E. medioximus* em *Orthemis discolor* (Burmeister, 1839) e *Perithemis mooma* Kirby, 1889 (Odonata: Libellulidae) no estado de Minas Gerais, ocorrência pela primeira vez registrada para a região Neotropical. Porém, ainda não é conhecido o hospedeiro intermediário primário de *E. medioximus* e informações sobre a patologia causada pela espécie são inexistentes, tanto para os hospedeiros intermediários quanto para os hospedeiros definitivos.

Strigeidae Railliet, 1919 são parasitos de aves, caracterizados pela região anterior em forma de taça e presença de órgão grampo, composta por Duboisellinae Baer, 1938 e Strigeinae Railliet, 1919. Strigeinae Railliet, 1919 abriga 12 gêneros dentre eles, *Strigea* Abildgaard, 1790, que possui vitelárias distribuídas uniformemente ao longo do corpo e presença de faringe (GIBSON; JONES; BRAY, 2002).

Segundo Travassos et al. (1969), no Brasil, *Strigea* spp. foram registradas em Pelecaniformes (Thereskiornitidae e Ardeidae); Accipitriformes (Accipitridae e Cathartidae); Nyctibiiformes (Nyctibiidae); Strigiformes (Strigidae); Falconiformes (Falconidae); Ciconiiformes (Ciconiidae); Anseriformes (Anatidae); Cathartiformes (Cathartidae); Cariamiformes (Cariamidae); Passeriformes (Cotingidae e Icteridae). Para Icteridae *S. sphaerocephala* (Westrumb, 1823) foi relatada em *Psarocolius decumanus* (Pallas, 1769). Neste trabalho, registra-se, pela primeira vez, *Strigea* em

C. ruficapillus para o Brasil, bem como informações sobre índices parasitológicos (Tabela 1).

Paruterinidae Fuhrmann, 1907 são cestoides que apresentam o órgão paruterino, estrutura na qual os ovos ficam envoltos por camadas de membranas (cápsula) que dá nome a família (GEORGIEV & KORNUSHIN, 1994). Paruterinidae é composta por 21 gêneros, dentre eles *Anonchotaenia* Cohn, 1900, que apresenta distribuição cosmopolita, registrado em Passeriformes (várias famílias), Apodiformes (Apodidae e Trochilidae) e Ciconiiformes (Threskiornithidae) (PHILLIPS et al., 2014).

De acordo com Phillips et al. (2012) na revisão das espécies de Paruterinidae que ocorrem na América do Sul, oito espécies de *Anonchotaenia* Cohn, 1900 (Paruterinidae) foram registradas em Passeriformes e Apodiformes. No Brasil, *A. brasiliensis* Fuhrmann, 1908 em *Cacicus haemorrhous* (Linnaeus, 1766) (Passeriformes: Icteridae) e *A. trochili* Fuhrmann, 1908 em *Eupetomena macroura* (Gmelin, 1788) (Apodiformes: Trochilidae). Segundo Phillips et al. (2014) os hospedeiros intermediários de Paruterinidae são desconhecidos, no entanto, sugerem o envolvimento de insetos terrestres. Aspectos patológicos não foram mencionados devido a carência de literatura.

Mathevotaenia Akhunyanyan, 1946 pertence à Anoplocephalidae Cholodkovsky, 1902, na qual, encontra-se Linstowiinae Fuhrmann, 1907, Inermicapsiferinae López-Neyra, 1943, Thysanosomatinae Skryabin, 1933 e Anoplocephalinae Blanchard, 1891. *Mathevotaenia* (Anoplocephalinae) inclui 28 espécies parasitos de mamíferos (roedores, marsupiais, primatas, mustelídeos, edentados, lêmures) e aves (Yamaguti, 1959; Schmidt, 1986). *Mathevotaenia ornithis* Saxena & Baugh (1978) (P%=100, IMI=2) foi descrita parasitando *P. domesticus* (n=1). Os autores, comentam que a ocorrência de *Mathevotaenia* spp. é mais rara em aves do que em mamíferos (SAXENA & BAUGH, 1978). No Brasil, *Mathevotaenia* não foi registrada para Icteridae, portanto é a primeira ocorrência, apresentando inclusive índices parasitológicos (Tabela 1).

De acordo com Spasskii (1951) apud Lunaschi, Lamas & Drago (2012) o ciclo de vida de *Mathevotaenia* spp. envolve baratas e borboletas como hospedeiros intermediários. Aspectos patológicos causadas pelas espécies são inexistentes.

Diplotriaenoidea Anderson, 1958 (Nematoda) são parasitos de trato respiratório de répteis e aves (Anderson, 2000). Diplotriaenidae (Anderson, 1958) inclui 27 espécies válidas com distribuição cosmopolita (ATKINSON et al., 2009). A taxonomia de *Diplotriaena* Railliet & Henry, 1909 é baseada na morfologia, textura e tamanho dos tridentes, tamanho dos ovos, além de características como formato dos espículos e número de papilas caudais nos machos. É um nematoide dos sacos aéreos que possui especificidade parasitária restrita às aves, com ampla distribuição geográfica, e ocorrência em Anseriformes, Apodiformes, Galliformes, Charadriiformes, Columbiformes, Piciformes e Passeriformes (VICENTE et al., 1983; ATKINSON et al., 2009).

No Brasil, de acordo com Vicente et al. (1983), 20 espécies de *Diplotriaena* foram registradas. *Diplotriaena bargusinica* relatada em diferentes regiões do país nos Passeriformes: *Cacicus cela* (Linnaeus, 1758), *C. haemorrhous* (Linnaeus, 1766), *Gnorimopsar chopi* (Vieillot, 1819), *Icterus croconotus* (Wagler, 1829), *Icterus* sp. Brisson, 1760, *Psarocolius decumanus maculosus* (Chapman, 1920), *Molothrus bonariensis* (Gmelin, 1789) (Icteridae) e em *Xiphocolaptes major castaneus* Ridgway, 1890 (Dendrocolaptidae) no estado do Mato Grosso do Sul, São Paulo e Pará, sem citar o número de aves examinadas e índices parasitológicos. Registros de *D. bargusinica* foram realizados por Pinto, Vicente & Noronha (1997) em *Cyanocorax cyanomellas* (Vieillot, 1818) (Passeriformes: Corvidae) no estado do Mato Grosso do Sul, a partir de amostras coletadas no período de 1921 a 1925 em expedições científicas realizadas no Brasil, não apresentando o número de aves examinadas nem índices parasitológicos. Gonçalves et al. (2002) registraram *D. bargusinica* em *Psarocolius bifasciatus* (Spix, 1824) (n=3) (Passeriformes: Icteridae) provenientes de Manaus. Carvalho, Daemon & Souza-Lima (2007) identificaram *D. bargusinica* em *Paroaria dominicana* (Linnaeus, 1758) (Passeriformes: Emberizidae) (n=34) (P%=8,8, AM= 0,32, IMI= 3,66) também em Manaus e Bernardon et al. (2016a) em *Molothrus bonariensis* (Gmelin, 1789) (n=5) (P%=60, AM= 7,4, IMI=12,3) no Rio Grande do Sul. Os índices parasitológicos em *C. ruficapillus* (Tabela 1) são semelhantes aos apresentados por Bernardon et al. (2016a) (Anexo 6), pois os hospedeiros icterídeos compartilham o mesmo ambiente e itens alimentares.

O ciclo biológico de *D. bargusinica*, foi detalhado por Anderson em 1962, através de infecção experimental com aves silvestres (Turdidae e Icteridae). É

heteroxeno, envolvendo gafanhotos (Orthoptera) como hospedeiros intermediários (ANDERSON, 1962, 2000). Os sinais clínicos comuns às aves parasitadas, são letargia, respiração difícil devido a presença dos nematoides no trato respiratório, causando reação inflamatória com congestão das vias aéreas em altas infecções (ATKINSON et al., 2009).

De acordo com Anderson (2000) Aprocotoidea Skrjabin & Shikhobalova, 1945 inclui nematoides de aves encontrados nos sacos aéreos, cavidade nasal, membrana nictante, tecido subcutâneo da cabeça e pescoço. À superfamília pertencem Aprocotidae Skrjabin & Shikhobalova, 1945 que ocorrem em aves terrestres e Desmidocercidae Cram, 1927 em aves piscívoras.

Pouco se conhece sobre a transmissão desses nematoides, para *Aprocta* Linstow, 1883 (Aprocotoidea) sabe-se que os ovos contendo a larva de primeiro estágio são eliminados pelas aves e ingeridos por artrópodes que são os hospedeiros intermediários (ANDERSON, 2009). Segundo a chave de Anderson (2009), são necessários espécimes machos para a identificação morfológica, no entanto, neste trabalho, foram encontradas somente fêmeas, o que impossibilitou a identificação específica.

Thelaziidae Skrjabin, 1915 (Nematoda) composta por Thelaziinae Skrjabin, 1915 e Oxyspirurinae Skrjabin, 1916 tem distribuição cosmopolita. À Oxyspirurinae pertence *Oxyspirura* Drasche in Stossich, 1897 parasito encontrado sob a membrana nictante de aves domésticas, silvestres e ocasionalmente de mamíferos (ANDERSON, 2009). Foram reportadas 84 espécies parasitando órbitas de aves para pelo menos 43 famílias hospedeiras. (ANDERSON, 2000).

No Brasil, de acordo com Vicente et al. (1995) há registros de *Oxyspirura* spp. em Cariamiformes (Cariamidae); Accipitriformes (Accipitridae); Cuculiformes (Cuculidae); Piciformes (Rhamphastidae); Strigiformes (Strigidae); Caprimulgiformes (Caprimulgidae); Coraciformes (Momotidae); Galliformes (Cracidae, Phasianidae, Numididae); Charadriiformes (Charadriidae) e nos Passeriformes (Corvidae, Thraupidae e Icteridae). Para Icteridae *Oxyspirura cassici* Rodrigues, 1963 foi registrada em *Cacicus haemorrhous* (Linnaeus, 1766); *O. cephaloptera* (Molin, 1860) Stossich, 1897 em *Icterus croconotus* (Wagler, 1825); *O. matogrossensis* Rodrigues, 1963 em: *Psarocolius decumanus* (Pallas, 1769), *I. croconotus* e *Gnorimopsar chopi*

chopi (Vieillot, 1819). *Oxyspirura* sp. em *P. decumanus*. Conforme Tabela 1, *Oxyspirura* e Aprotoidea ocorreram apenas em dois *C. ruficapillus*.

No ciclo biológico de *O. mansonii* (Cobbold, 1879), nematóides adultos na membrana nictante depositam os ovos, que juntamente com secreções lacrimais seguem pelos ductos lacrimais até a boca, são deglutidos e eliminados nas fezes. Posteriormente, ingeridos por baratas como *Pycnoselus surinamensis* (Linnaeus, 1758) (Blattodea) que atuam como hospedeiros intermediários (ANDERSON, 2000).

Os sintomas dependem da carga parasitária, sendo comum, irritação nos olhos, conjuntivite e perda da visão. Como consequência há o comprometimento do forrageamento, perda de apetite e diminuição do peso e morte (DUNHAM et al., 2016).

À Trichinelloidea Roman's, 1965 (Nematoda) pertence Trichuridae (Ramson, 1911) com Trichurinae Ramson, 1911 e Capillariinae Railliet, 1915. De acordo com Anderson (2000) a classificação de Capillariinae é uma das mais difíceis dentre os Nematoda, aproximadamente 300 espécies de *Capillaria* (Zeder, 1800) foram identificadas parasitando uma ampla gama de peixes e mamíferos. Representantes de Capillaridae Zeder, 1800 não foram registradas para Icteridae, espécies de *Capillaria* Zeder, 1800 foram citadas em Tinamiformes (Tinamidae); Pelecaniformes (Ardeidae) e Anseriformes (Anatidae) (VICENTE et al., 1995). Este estudo registra pela primeira vez, Capillaridae para Icteridae.

Sobre o ciclo de vida, capilarídeos podem ser monoxenos ou heteroxenos, os ovos são liberados para o ambiente através das fezes, urina ou predação, dependendo da localização do parasito no hospedeiro (ANDERSON, 2000). Em relação à patologia, causam emagrecimento e diarreia (WEHER, 1939).

Giganthorhynchidea Southwell & Mache, 1925 (Acanthocephala) são parasitos de aves composta por cinco famílias, entre elas, Giganthorhynchidae Hamann, 1892 com cinco gêneros: *Gigantorhynchus* Hamann, 1892, *Empodisma* Travassos, 1916, *Heteracanthorhynchus* Lundström, 1942 e *Mediorhynchus* Van Cleave, 1916 (YAMAGUTI, 1963). No Brasil, Travassos (1917) registrou *Mediorhynchus* spp. nos Passeriformes: *Fringilla* Linnaeus, 1758, *F. coelebs* Linnaeus, 1758, *Coccothraustes* Brisson, 1760 (Fringillidae); *Motacilla* Linnaeus,

1758, *Anthus* Bechstein, 1805 (Motacillidae); *Sylvia* Vigors, 1825 (Sylviidae); *Saxicola* Bechstein, 1802 (Muscicapidae); *Alauda* Linnaeus, 1758, *Lullula* (Alaudidae); *Corvus* Linnaeus, 1758 (Corvidae); *Sturnia* Lesson, 1837 (Sturnidae); *Dendrocolaptes* (Hermann, 1804) (Furnariidae) (YAMAGUTI, 1963).

De acordo com Petrochenko (1971) foram relatadas para Icteridae na América do Sul: *Mediorhynchus vaginatus* (Diesing, 1851) em *Dolichonyx oryzivorus* (Linnaeus, 1758) e *Mediorhynchus emberizae* (Rudolphi, 1819) em *C. haemorrhous* (Linnaeus, 1766), *M. bonarienses* e *P. decumanus* (Pallas, 1769). Machado Filho (1941) registrou *Mediorhynchus micracanthus* (Rudolphi, 1819) em *Procacicus solitarius* (Vieillot, 1816) (Passeriformes: Icteridae) no estado do Mato Grosso e Brasil & Amato (1992) *M. papillosus* Van Cleave, 1916 em *P. domesticus* (Passeriformes: Passeridae) (n=142) (P%=1,4% IMI=0,07) no estado do Rio de Janeiro. A discrepância na P% em relação a esse estudo (Tabela 1), possivelmente esteja relacionada à composição quali-quantitativa da dieta das aves.

Sobre o ciclo de *Mediorhynchus* Van Cleave, 1916, Blattodea, Orthoptera e Coleoptera são os hospedeiros intermediários (NICKOL, 1977). Bolette (1990) identificou *P. surinamensis* (Linnaeus, 1758) e *Periplaneta americana* Linnaeus, 1758 (Blattodea) como hospedeiros intermediários de *M. orientalis* Belopol'skaya, 1953 nos Estados Unidos. Sobre a patologia, Nickol (1977) comenta que a profunda penetração da probóscide produz nódulos (granulomas) no intestino do hospedeiro.

Os complexos ciclos de vida dos parasitos fornecem informações sobre a ecologia trófica, teias alimentares, preferências alimentares e modo de forrageamento dos hospedeiros (MARCOGLIESE; CONE, 1997; OVERSTREET, 1997; MARCOGLIESE, 2003). Desta forma, sugerem que a dieta de *C. ruficapillus*, composta artrópodes (larvas e adultos) (Coleoptera, Hemiptera, Odonata, Collembola e Diptera) (FALLAVENA, 1988, BELTON, 2004 e SILVA, 2004) pode estar relacionada com as infecções observadas.

No Brasil, os estudos referentes aos helmintos em Icteridae foram realizados com pequeno número amostral, alguns deles, trabalhos não sistematizados (FREITAS, 1951; TRAVASSOS et al., 1969; KOHN; FERNANDES, 1972; VICENTE et al., 1995; BERNARDON et al., 2016a) (anexo 6), dificultando comparações entre assembleias. Análises ecológicas do parasitismo por helmintos, quanto à maturidade

sexual masculina e períodos de coleta são apresentados por Bernardon (2017) (Capítulo IV).

Os taxa *S. graciosus*, *Echinostoma*, *Eumegacetes*, *Mathevotaenia*, Aprocotoidea e Capillariidae são registrados pela primeira vez para Icteridae. *Tanaisia valida*, *Conspicuum conspicuum*, *Prosthogonimus ovatus*, *Stomylotrema graciosus*, *Eumegacetes* sp., *Strigea* sp. e duas espécies de *Echinostoma* (Trematoda); *Mathevotaenia* sp. e *Anonchotaenia* sp. (Cestoda); *Diplotriaena bargusinica*, *Oxyspirura* sp., uma espécie de Aprocotoidea e de Capillariidae (Nematoda), e *Mediorhynchus micranthus* (Acanthocephala) são registros inéditos para *Chrysomus ruficapillus* na América do Sul.

7 - Capítulo IV

Relações hospedeiro-parasito e co-ocorrência de helmintos em *Chrysomus ruficapillus* (Vieillot, 1819) (Passeriformes: Icteridae) de lavouras do extremo sul do Brasil

7.1 Introdução

A relação hospedeiro-parasito abriga diferentes vieses denominados heterogeneidades desta relação (WILSON et al., 2002). Esta heterogeneidade é multifatorial e, pode ser constituída por fatores, por exemplo, o ambiente (terrestre, marinho, dulceaquícola, estuarino), tipo de ciclo de vida (monoxênico ou heteroxênico) e os níveis de cadeia trófica envolvidos (hospedeiro primário, intermediário e/ou paratênico e definitivo), o modo de vida parasita (endoparasita ou ectoparasita) (BUSH et al., 2001; WILSON et al., 2002). Mais além, outros componentes importantes que estão envolvidos são a idade (ontogenia), gênero sexual, o dimorfismo sexual e a condição sexual do hospedeiro (maturidade sexual) (WILSON et al., 2002; KLEIN, 2004; MORALES-MONTOR et al., 2004). Estas heterogeneidades constituem parte dos processos da seleção natural para a aptidão (“fitness”) parasitária (COMBES, 1997).

A literatura registra que o desenvolvimento rumo a maturidade física e sexual do hospedeiro são importantes para a aquisição de parasitos, principalmente gastrointestinais (WILSON et al., 2002). As mudanças no curso da ontogenia dos hospedeiros também influenciam a modificação na constituição da comunidade ou assembleia de parasitos em um hospedeiro ou comunidade de hospedeiros (WILSON et al., 2002). Em Vertebrata ocorrem pressões seletivas rigorosas e desvantajosas sobre os filhotes (de pequeno tamanho) que tem que se equiparar aos adultos na busca de recursos (p.ex., microhabitats e alimento) e na fuga de predadores, o que exige demasiado dos seus sistemas sensório-motores e pode limitar o desempenho dos filhotes para a vida adulta (LINDSTROM, 1999; HERREL;

GIBB, 2006; ALCOCK, 2003). Também em Vertebrata ocorrem modificações ontogenéticas importantes na alimentação (ALCOCK, 2003). Modificações ontogenéticas na dieta podem refletir na aquisição de parasitos, como, por exemplo, em peixes (PEREIRA Jr. et al., 2004; TIMI et al., 2010; BEHRMANN-GODEL, 2013; TIMI; LANFRANCHI, 2013; PIMENTEL et. al., *in press*). Passeriformes tendem a ser interpretados como ótimas sentinelas ambientais (BURGER; GOCHFELD, 2004; VILLIERS, 2009; CARERE et al., 2010) e neste contexto a assembleia de parasitos pode servir como um dos instrumentos de avaliação (LUZ et al., 2014). A ontogenia dos Passeriformes é marcada por mudanças na alimentação extremamente relacionadas ao altricismo (dependência total do cuidado parental na fase inicial da vida) e ao cuidado parental extremo (WELTY, 1975; ALCOCK, 2003). Passerines compreende um dos mais diversos grupos de aves viventes, este grupo, historicamente, gera grande interesse científico e leigo em decorrência da grande variedade estrutural, do canto, comportamento, ecologia e beleza (RAIKOW; BLEDSOE, 2000).

Os Passeriformes representam importante fonte de estudos laboratoriais básicos (BATESON; FEENDERS, 2010). O grupo permite avaliar mudanças na comunidade helmintológica relacionadas a sua ontogenia, pois apresentam ciclos de vida rápidos relacionados às suas fortes demandas energéticas (GAVRILOV, 1999) refletidas em seu processo de seleção natural reconhecido como monofilético (RAIKOW; BLEDSOE, 2000). Neste caso, espécies de Passeriformes selvagens que implicam, *a priori*, em efeitos negativos sobre a saúde humana despertam interesse científico imediato (CAPUA; ALEXANDER, 2007). O padrão altricial dos filhotes rumo à independência pode influenciar na composição quali-quantitativa da comunidade de parasitos em Passeriformes.

No Brasil, *Chrysomus ruficapillus* (Vieillot, 1819) (Passeriformes: Icteridae), é distribuído ao longo de todo o território, sendo mais frequentemente encontrado em agroecossistemas inundados com cultivo de *Oryza* spp. (arroz). A espécie possui hábito gregário podendo ser encontrada em bandos que variam de poucos à milhares de espécimes. Em seu ciclo de vida está envolvida a elaboração de ninhos em banhados naturais ou sob sistemas artificiais, como as plantações de arroz irrigado. O período reprodutivo de *C. ruficapillus*, compreende os meses de setembro a maio (primavera-verão austral), quando ocorre a formação de grupos

(FALLAVENA, 1988). Há seleção sexual para a elaboração do ninho, quando o macho se torna responsável pela sua edificação para atrair a fêmea, que por sua vez, o analisa e escolhe (aceite do parceiro sexual e parental). O reconhecimento do parceiro sexual/parental como adequado é marcado pelo revestimento do ninho com estruturas florais finas e macias de Poacea (e.g. *Panicum* sp., *Digitaria* sp., *Cynodon* sp.) (FALLAVENA, 1988).

No estado do Rio Grande do Sul, é uma das aves mais abundantes, também considerada uma importante “praga” para a cultura do arroz (superpopulações), devido aos prejuízos causados às lavouras, desde o plantio até a colheita dos grãos (FALLAVENA, 1988; BELTON, 1994; SILVA, 2004). No entanto, quanto aos aspectos ecológicos, poucas informações estão disponíveis, principalmente sobre as interações hospedeiro-parasito em ambiente antropogênico.

O estudo analisa a variação da assembleia de helmintos de *C. ruficapillus* em áreas de plantio de arroz, nas fases nidífugo-adulto da espécie do extremo sul do Brasil.

7.2 Material e Métodos

7.2.1 Coleta dos hospedeiros

Cento e vinte e dois *Chrysomus ruficapillus* (20 fêmeas; 102 machos: 46 machos adultos e 56 machos juvenis) foram coletados na propriedade “Granjas 4 Irmãos S.A.”, no município de Rio Grande, Rio Grande do Sul, Brasil (ca. -32° 14'37.24" S; -52°29'38.71" O) (Apêndice 1A), através de armadilha do tipo alçapão com 2,5m³ com água e alimento disponíveis *ad libitum* para as aves (Apêndice 1B). As coletas ocorreram nos meses de dezembro de 2013 e janeiro, fevereiro, maio, junho e julho de 2014 (20 aves/coleta) (Apêndice 2A). Outras duas aves encontradas mortas foram incluídas na amostra. A coleta, eutanásia e transporte das aves foi licenciada pelo Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade (ICMBio nº 41095-3) e aprovada pela Comissão de Ética em Experimentação Animal da Universidade Federal de Pelotas - UFPel (CEEa/UFPel nº1447).

A eutanásia foi realizada pelo deslocamento cervical conforme resolução nº 1000 do Conselho Federal de Medicina Veterinária (CFMV, 2000). Após, os hospedeiros foram acondicionados individualmente em sacos plásticos identificados

e transportados ao Laboratório de Parasitologia de Animais Silvestres da Universidade Federal de Pelotas (LAPASIL/UFPel). Antes do processo de congelamento a -20°C, foi realizada a biometria de cada ave: comprimento total da ave com penas (CTCP) (cm), comprimento total da ave sem penas (CTSP) (cm), comprimento da asa direita (CAD) (cm), comprimento da asa esquerda (CAE) (cm), comprimento do tarso (CTAR) (mm), comprimento total do bico (CTB) (mm), comprimento da narina à ponta do bico (CNB) (mm), largura do bico (LB) (mm), altura do bico (AB) (mm) e peso (PE) (g) *sensu* Amato & Amato (2010) (Apêndice 2B).

7.2.2 Necropsia

Para a coleta dos helmintos, as aves foram necropsiadas, a partir de um corte longitudinal da base da face ventral do bico até próximo à cloaca *sensu* Amato & Amato (2010). Foram examinados os olhos, boca, esôfago, proventrículo, moela, intestinos delgado e grosso, ceco, traqueia, pulmões, coração, fígado, vesícula biliar, rins, sistema reprodutor (ambos os gêneros sexuais), cloaca e sacos aéreos. Estes órgãos ou sistemas foram abertos, lavados com água corrente sob tamis (malha de 150µm). O lavado resultante do peneiramento, bem como todos os órgãos e mucosas, foram examinados ao estereomicroscópio Olympus®SZ61.

7.2.3 Preparação e identificação dos helmintos

Os helmintos foram fixados e preparados para a identificação de acordo com Amato & Amato (2010), respeitando cada *táxon* encontrado.

A identificação foi realizada através da morfologia e morfometria, de acordo com Faria (1912), Freitas (1951), Kohn & Fernandes (1972), Gibson, Jones & Bray (2002), Jones, Bray & Gibson (2005), Bray, Gibson & Jones (2008) e Lunaschi et al. (2015) para Trematoda (Digenea); Saxena & Baugh (1978) e Khalil, Jones & Bray (1994) para Cestoda; Vicente et al. (1983) e Anderson et al. (2009) para Nematoda; Schimidt & Kuntz (1977) para Acanthocephala.

Espécimes testemunho (“vouchers”) foram depositados na Coleção de Helmintos do Laboratório de Parasitologia de Animais Silvestres do Departamento

de Microbiologia e Parasitologia do Instituto de Biologia da Universidade Federal de Pelotas (CHLAPASIL/UFPel) (nº 644 a 679). Os helmintos foram fotografados sob microscopia óptica em microscópio Olympus® BX 41 com sistema de câmera acoplada no LAPASIL/UFPel.

7.2.4 Análise parasitológica

Terminologia: o termo assembleia foi utilizado neste estudo segundo o conceito de Fauth et al. (1966), pois representa o universo de espécies (limites taxonômicos) e limites de distribuição (geográficos) arbitrados nos objetivos do estudo. Isso distingue do conceito clássico e não operacional de comunidade.

Foram estimadas a prevalência (P%), abundância média de infecção (AM), intensidade média de infecção (IMI) (BUSH et al., 1997) e amplitude de variação (Ax) conforme Bush et al.(2001) de cada *táxon* da assembleia de helmintos de *C. ruficapillus*. As estimativas foram efetuadas para: todos os hospedeiros examinados (n=122) e para cada um dos gêneros sexuais fêmeas adultas (F) (n=20), machos adultos (MA) (n=46) e machos juvenis (MJ) (n=56).

Também foi estimado o número de co-ocorrência (NCO) (=hospedeiro parasitado por mais de um *taxa* helminto) para os hospedeiros helminto-positivos (n=114). O percentual dos NCO foi expresso como frequência de ocorrência (FO%-NCO). O cálculo da NCO-FO% respeitou (a) todos os hospedeiros helminto-positivos: $FO\% = (\text{número de casos observados} / \text{número de hospedeiros helminto-positivos}) \times 100$ e (b) casos relativos a cada tipo de NCO (dois *taxa*, três *taxa* ou quatro *taxa*): $FO\% = (\text{número de casos observados} / \text{número hospedeiros helminto-positivos por tipo de NCO}) \times 100$, adaptado de Vieira (2016). As oito aves não parasitadas por helmintos foram retiradas da amostra.

Análises estatísticas foram realizadas utilizando o programa “Quantitative Parasitology 3.0 Versão 2.0” (RÓZSA et al., 2000) para comparar as P% (teste do Qui-quadrado, χ^2) ($p < 0,05$) e a IMI (“Bootstrap”, BC_a) ($p < 0,05$) para (a) cada *táxon* parasita da assembleia de helmintos parasitos e (b) entre os hospedeiros machos adultos (MA) e machos juvenis (MJ) (n=102). As fêmeas adultas não foram utilizadas para comparação devido ao seu reduzido número amostral (n=20).

Os *taxa* foram ranqueados de acordo com os valores da P%. Aqueles que apresentaram $P\% \geq 7$, foram comparados entre os períodos de coleta das aves: período de coleta I (PC-I) e período de coleta II (PC-II). O PC-I compreendeu os meses de dezembro, janeiro e fevereiro (primavera e verão austral) e o PC-II, meses de maio, junho e julho (outono e inverno austral).

Dos *taxa* ranqueados, os três primeiros em ordem decrescente, tiveram estimados o índice de Agregação (ou coeficiente de dispersão) ($CDR = s^2/x$; = variância da amostra e x =média dos valores da amostra) e o nível de Agregação ($K = x^2/s^2 - x$) *sensu* SOUTHWOOD, 1978; VON ZUBEN, 1997; TOLEDO et al., 2006). Os parâmetros de avaliação do CDR respeitaram as grandesas matemáticas entre s^2 e x , onde $s^2 > x$ =distribuição agregada; $s^2 \approx x$ =distribuição randômica; $s^2 < x$ =distribuição uniforme (SOUTHWOOD 1978; VON ZUBEN 1997). Os parâmetros de avaliação do nível de agregação foram $K < 2$ = agregação alta ou forte; $2 \leq K \leq 8$ =agregação moderada e $K > 8$ =agregação ao acaso ou randômica) (SOUTHWOOD, 1978; VON ZUBEN, 1997; TOLEDO et al., 2006).

Foi elaborada a Análise de Dispersão dos parasitos ranqueados pelo CDR e pelo k para determinar o índice de correlação de Pearson (*Pearson r*) através da equação da linha (=reta) de tendência de distribuição (DTL) ($y = a + bx$) pelo peso ($n=119$) e também pelo comprimento parcial dos hospedeiros ($n=122$) *sensu* Zar (2010). Três espécimes foram extraídos da amostra de peso porque não foi possível computar estes dados no dia da necropsia, evitando influenciar negativamente os resultados por desidratação *post-mortem*.

7.3 Resultados

A composição da assembleia de helmintos parasitos de *C. ruficapillus*, sítios de infecção correspondentes para cada *táxon*, número total de espécimes e a sazonalidade (PC-I e/ou PC-II) encontram-se na Tabela 1. Como resultado geral 114 *C. ruficapillus* foram positivos para helmintos ($P\%=93,4$), no mínimo, para um *táxon* parasito. Com relação aos valores da P% para os *taxa* parasitas, os resultados foram: para Trematoda ($n=92$) $P\%=75,4$; para Nematoda ($n=70$) $P\%=57,4$; para Cestoda ($n=25$) $P\%=20,5$ e para Acanthocephala ($n=3$) $P\%=2,4$. Especificações dos índices parasitológicos para os *taxa* são apresentados por Bernardon (2017 – capítulo III).

A assembleia de helmintos foi composta por 15 *taxa*, Trematoda: *Tanaisia valida* Freitas, 1951 (Eucotylidae: Tanaisiinae), *Conspicuum conspicuum* (Gomes de Faria, 1912) (Dicrocoellidae: Leiptrematinae), *Prosthogonimus ovatus* (Rudolphi, 1803) (Prosthogonimidae), *Stomylotrema graciosus* Travassos, 1922 (Stomylotrematidae), duas espécies de *Echinostoma* (Echinostomatidae), *Eumegacetes* sp. (Eumegacetidae) e *Strigea* sp. (Strigeidae); para Cestoda: *Mathevotaenia* sp. (Anoplocephalidae) e *Anonchotaenia* sp. (Paruterinidae); para Nematoda: *Diplotriaeana bargusinica* Skrjabin, 1917 (Diplotriaeidae), *Oxyspirura* sp. (Thelaziidae) (duas fêmeas e um macho), uma espécie de Aoproctoidea (cinco fêmeas) e uma de Capillariidae sp.1 (uma fêmea) e para Acantocephala: *Mediorhynchus micranthus* (Rudolphi, 1819) (Gigantorhynchidae).

De acordo com a sazonalidade da amostragem ocorreram *taxa* típicos para cada período. Para o PC-I (primavera/verão austral) os *taxa* típicos foram *Eumegacetes* sp. e Capillariidae, enquanto que para o PC-II (outono/inverno austral) foram *Echinostoma* morfotipo 1 e *Echinostoma* morfotipo 2, *Strigea* sp. e *Anonchotaenia* sp. Os demais *taxa* foram comuns os dois períodos: *T. valida*, *C. conspicuum*, *P. ovatus*, *S. graciosus*, *Mathevotaenia* sp., *D. bargusinica*, *Oxyspirura* sp., Aoproctoidea e *M. micranthus* (Tabela 1).

Tabela 1- Helmintofauna parasita, sítios de infecção (SI), número de parasitos (n) e períodos de coleta (PC-I – primavera/verão austral; PC-II – outono/inverno austral) de *Chrysomus ruficapillus* (Vieillot, 1819) (Passeriformes: Icteridae) do extremo sul do Brasil.

Helmintofauna	SI	(n) parasitos	Sazonalidade
Trematoda			
<i>Tanaisia valida</i> Freitas, 1951	DR	328	PC-I e PC-II
<i>Prosthogonimus ovatus</i> (Rudolphi, 1803)	CL	25	PC-I e PC-II
<i>Conspicuum conspicuum</i> (Gomes de Faria, 1912)	VB	32	PC-I e PC-II
<i>Stomylotrema graciosus</i> Travassos, 1922	CL	13	PC-I e PC-II
<i>Echinostoma</i> morf. 1	ID	4	PC-II
<i>Echinostoma</i> morf. 2	ID	1	PC-II
<i>Eumegacetes</i> sp.	CL	3	PC-I
<i>Strigea</i> sp.	ID	2	PC-II
Cestoda			
<i>Mathevotaenia</i> sp.	ID	24	PC-I e PC-II
<i>Anonchotaenia</i> sp.	ID	1	PC-II
Nematoda			
<i>Diplotrriaena bargusina</i> Skrjabin, 1917	AS	1232 (652♀/580♂)*	PC-I e PC-II
<i>Oxyspirura</i> sp.	LSEC	3 (2♀/1♂)*	PC-I e PC-II
Aproctoidea	LCA	3 (3♀)*	PC-I e PC-II
Capillariidae	LCA	1 (1♀)*	PC-I
Acanthocephala			
<i>Mediorhynchus micracanthus</i> (Rudolphi, 1819)	ID	19 (11♀/8♂)*	PC-I e PC-II

DR= ductos renais; VB= vesícula biliar; CL= cloaca; ID=intestino delgado; SA= sacos aéreos; LSEC=lavado superfície externa do corpo; LCA= lavado da cavidade abdominal; * (♀/♂) gênero sexual dos parasitos

Os índices parasitológicos P%, AM, IM (todos os hospedeiros, por gênero sexual e maturidade sexual dos machos) e Ax (todos os hospedeiros) encontram-se na Tabela 2.

Tabela 2 - Prevalência (P%), abundância média de infecção (AM), intensidade média de infecção (IMI), amplitude de variação (Ax) da assembleia de helmintos de *Chrysomus ruficapillus* (Vieillot, 1819) (Passeriformes: Icteridae) do extremo sul do Brasil (n=122). P% e IMI dos helmintos por gênero sexual das aves infectadas: fêmeas (F) (n=20), machos adultos (MA) (n=46) e machos juvenis (MJ) (n=56).

Taxa dos Helmintos	Todos os Hospedeiros				Gênero Sexual					
	F+MA+MJ (n=122)				F (n=20)		Maturidade Sexual			
							MA (n=46)		MJ (n=56)	
	P% (NI)	AM	IMI	Ax	P% (NI)	IMI	P% (NI)	IMI	P% (NI)	IMI
Trematoda										
<i>T. valida</i>	58,2 (71)	2,7	4,62	1 - 12	25,0 (5)	2,2	71,7 (33)	4,97	58,9 (33)	4,64
<i>P. ovatus</i>	14,8 (18)	0,2	1,39	1 - 5	15,0 (3)	3,33	6,5 (3)	1	21,4 (12)	1
<i>C. conspicuum</i>	8,2 (10)	0,26	3,2	1 - 7	5,0 (1)	2	4,3 (2)	5,5	12,5 (7)	2,71
<i>S. graciosus</i>	7,4 (9)	0,1	1,44	1 - 3	10,0 (2)	1	8,7 (4)	1,75	5,4 (3)	1,33
<i>Echinostoma</i> morf. 1	2,5 (3)	0,024	1	1	-	-	-	-	5,4 (3)	1
<i>Echinostoma</i> morf. 2	0,8 (1)	0,0082	1	1	-	-	2,2 (1)	1	-	-
<i>Eumegacetes</i> sp.	0,8 (1)	0,02	3	3	-	-	2,2 (1)	3	-	-
<i>Strigea</i> sp.	1,6 (2)	0,01	1	1	-	-	-	-	3,6 (2)	1
Nematoda										
<i>D. bargusinica</i>	53,3 (65)	10,9	19,1	1 - 106	55,0 (11)	23,36	63,0 (29)	17,07	44,6 (25)	19,6
<i>Oxyspirura</i> sp.	1,6 (2)	0,016	1	1	-	-	2,2 (1)	1	1,8 (1)	1
Aproctoidea	1,6 (2)	0,024	1,5	1 - 2	10,0 (2)	1,5	-	-	-	-
Capillariidae	0,8 (1)	0,008	1	1	-	-	-	-	1,8 (1)	1
Cestoda										
<i>Mathevotaenia</i> sp.	19,7 (24)	0,36	1,88	1 - 5	15,0 (3)	2	30,4 (14)	1,79	12,5 (7)	2
<i>Anonchotaenia</i> sp.	0,8 (1)	1	1	1	-	-	-	-	1,8 (1)	1
Acanthocephala										
<i>M. micracanthus</i>	2,5 (3)	0,15	6,33	1 - 9	-	-	2,2 (1)	4	3,6 (2)	7,5

NI= número de aves infectadas

Para o gênero sexual, as fêmeas apresentaram sete taxa (*T. valida*, *P. ovatus*, *C. conspicuum*, *S. graciosus*, *D. bargusinica*, Aproctoidea e *Mathevotaenia* sp.). A presença de taxa da helmitofauna parasita, com relação ao gênero sexual, demonstrou que os hospedeiros machos compartilharam seis dos sete taxa que utilizam hospedeiros do gênero feminino (somente Aproctoidea não). Porém os hospedeiros machos apresentaram outros sete taxa parasitos exclusivos com relação àqueles dos hospedeiros fêmeas. Estes foram: *Echinostoma* morf. 1 e *Echinostoma* morf. 2, *Eumegacetes* sp., *Strigea* sp., *Oxyspirura* sp., Capillariidae, *Anonchotaenia* sp. e *M. micracanthus* (Tabela 2).

Com relação ao gênero sexual masculino, ocorreram taxa da helmintofauna parasita restritas à maturidade sexual, ou seja, para machos juvenis (MJ) e para machos adultos (MA). Nos MJ foram encontrados exclusivamente: *Echinostoma* morf.1, *Strigea* sp., Capillariidae e *Anonchotaenia* sp. Com relação aos MA foram encontrados: *Echinostoma* morf. 2 e *Eumegacetes* sp. Todavia *Oxyspirura* sp. e *M. micracanthus* foram parasitos encontrados em ambas categorias de maturidade sexual dos hospedeiros machos. Para os hospedeiros fêmeas o único táxon exclusivo foi Aprocotoidea.

Em relação aos índices parasitológicos com o ranqueamento dos taxa da helmintofauna pela $P\% \geq 7$ para todos os hospedeiros, em ordem decrescente, os resultados foram: *T. valida*, *D. bargusinica*, *Mathevotaenia* sp., *P. ovatus*, *C. conspiciuum* e *S. graciosus*. As $P\%$ e IMI de acordo com a maturidade sexual dos hospedeiros machos para os taxa ranqueados pela $P\% \geq 7$ encontram-se na Tabela 3. Os resultados demonstraram diferenças nas $P\%$ dos parasitos de machos adultos e machos jovens para *Mathevotaenia* sp. (Cestoda) e para *P. ovatus* (Digenea) Tabela 3. Sazonalmente houve diferença somente para as $P\%$ de *P. ovatus* (Tabela 4).

Tabela 3 - Prevalência ($P\%$) e intensidade média de infecção (IMI) dos helmintos (com prevalência geral $> 7\%$) nos machos adultos (MA) e machos juvenis (MJ) de *Chrysomus ruficapillus* (Vieillot, 1819) (Passeriformes: Icteridae) do extremo sul do Brasil (n=102).

Taxa dos Helmintos	Maturidade Sexual			
	MA (n=46)		MJ (n=56)	
	Índices Parasitológicos			
	P%	IMI	P%	IMI
Trematoda				
<i>Tanaisia valida</i>	71,7	4,97	58,9	4,64
<i>Prosthogonimus ovatus</i>	6,5 ^a	1	21,4 ^b	1
<i>Conspicumm conspicumm</i>	4,3	5,5	12,5	2,71
<i>Stomylotrema graciosus</i>	8,7	1,75	5,4	1,33
Nematoda				
<i>Diplotriaena bargusinica</i>	63	17,07	44,6	19,6
Cestoda				
<i>Mathevotaenia</i> sp.	30,4 ^a	1,79	12,5 ^b	2

Letras diferentes indicam diferenças significativas

Tabela 4 - Prevalência (P%) e intensidade média de infecção (IMI) para os helmintos (com prevalência geral > 7%) de *Chrysomus ruficapillus* (Vieillot, 1819) (Passeriformes: Icteridae) (n=102) do extremo sul do Brasil relativos aos períodos de coleta: PC-I (n=60) (dezembro, janeiro e fevereiro) e PC-II (n=62) (maio, junho e julho).

Taxa dos Helmintos	Sazonalidade			
	PC-I		PC-II	
	Índices Parasitológicos			
	P%	IMI	P%	IMI
Digenea				
<i>Tanaisia valida</i>	58,3	4,54	58,1	4,69
<i>Prosthogonimus ovatus</i>	5,0 ^a	2,33	24,2 ^b	1,2
<i>Conspicumm conspicumm</i>	10	2,33	6,5	4,5
<i>Stomylotrema graciosus</i>	8,3	1,8	6,5	1
Nematoda				
<i>Diplotriaena bargusinica</i>	53,3	22,09	53,2	15,91
Cestoda				
<i>Mathevotaenia</i> sp.	21,7	2,08	17,7	1,64

Letras diferentes indicam diferenças estatísticas

Os valores de CDR e K e as características da distribuição das três espécies ranqueadas pela P% (*T. valida*, *D. bargusinica* e *Mathevotaenia* sp.) estão apresentados na Tabela 5.

Tabela 5 – Índice de agregação (CDR) e Nível de agregação (K) para as infrapopulações de *Tanaisia valida* Freitas, 1951 (Trematoda: Eucotylidae), *Diplotriaena bargusinica* Skrjabin, 1917 (Nematoda: Diplotriaenidae) e *Mathevotaenia* sp. (Cestoda: Anoplocephalidae) em *Chrysomus ruficapillus* (Vieillot, 1819) (Passeriformes: Icteridae) do extremo sul do Brasil.

Características	Taxa		
da Distribuição	<i>Tanaisia valida</i>	<i>Diplotriaena bargusinica</i>	<i>Mathevotaenia</i> sp.
\bar{x}	2,69	10,1	0,37
s	10,99	345,3	0,91
s^2	120,78	119232,09	0,83
$CDR = s^2/\bar{x}$	44,92	11807,07	2,25
$K = \bar{x}^2/s^2 - \bar{x}$	0,06	0,001	0,3
Padrão	$s^2 > \bar{x}$ (agregado)	$s^2 > \bar{x}$ (agregado)	$s^2 > \bar{x}$ (agregado)
Nível	$K < 2$ (altamente agregado)	$K < 2$ (altamente agregado)	$K < 2$ (altamente agregado)

\bar{x} = média; s = variância; s^2 = (variância)²

Os resultados demonstram que as infrapopulações destes taxa apresentam distribuição agregada e fortemente agregada em *C. ruficapillus* do extremo sul do Brasil.

A Análise de Dispersão da quantidade das infrapopulações dos três *taxa* ranqueados em ordem decrescente pela $P\% \geq 7$: *T. valida*, *D. bargusinica* e *Mathevotaenia* sp. demonstram que as DTL ($y=a+bx$) tanto para a distribuição dos parasitos pelo comprimento dos hospedeiros juvenis e adultos tanto pelo seu peso apresentam padrões similares (Figura 1a-c e 2a-c). A tendência de modo geral da DTL, dentro da nuvem de distribuição de pontos para a dispersão dos *taxa*, indica que a espécie hospedeira apresenta 9,5-13,5cm como comprimentos limítrofes e 29-45g como pesos limítrofes para estes *taxa* parasitos. A distribuição conforme o crescimento dos hospedeiros (comprimento total sem penas), indicou que a inclinação da reta (o coeficiente angular “b”) tende para o declínio (negativamente) das cargas das parasitoses por *D. bargusinica* e *Mathevotaenia* sp.; enquanto que *T. valida* manteve uma inclinação levemente positiva para o tamanho das aves (Figura 2b-c). Com relação ao peso dos hospedeiros todos os três *taxa* demonstraram que a carga parasitária tende a diminuir rumo ao ganho de massa dos hospedeiros (Figura 1a-c).

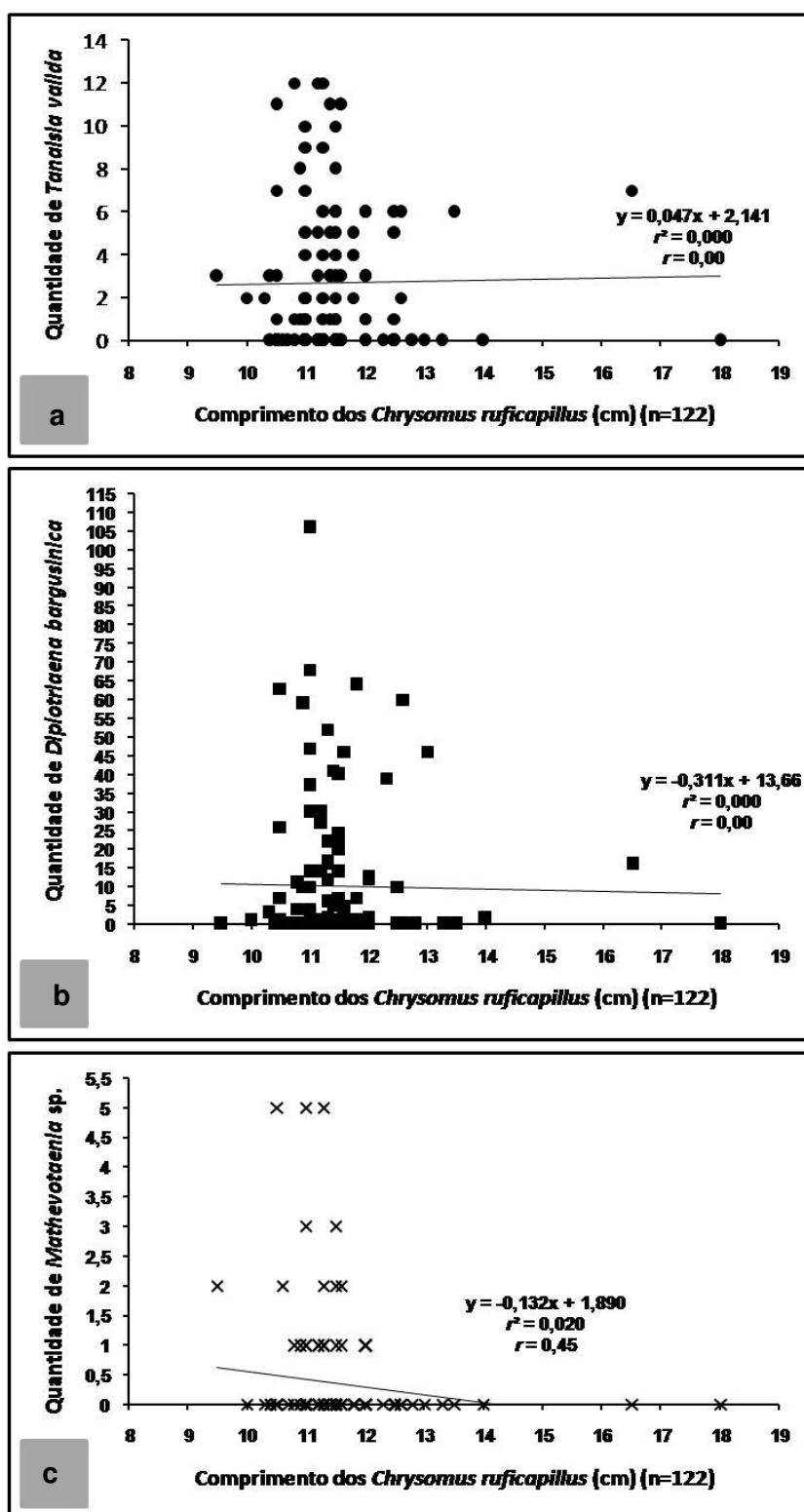


Figura 1 – Dispersão dos helmintos parasitos de acordo com o comprimento de *Chrysomus ruficapillus* (Vieillot, 1819) (Passeriformes: Icteridae) do extremo sul do Brasil. **a.** *Tanaisia valida* Freitas, 1951 (Trematoda). **b.** *Diplotriaena barguslnica* Skrjabin, 1917 (Nematoda). **c.** *Mathevotaenia* sp. (Cestoda).

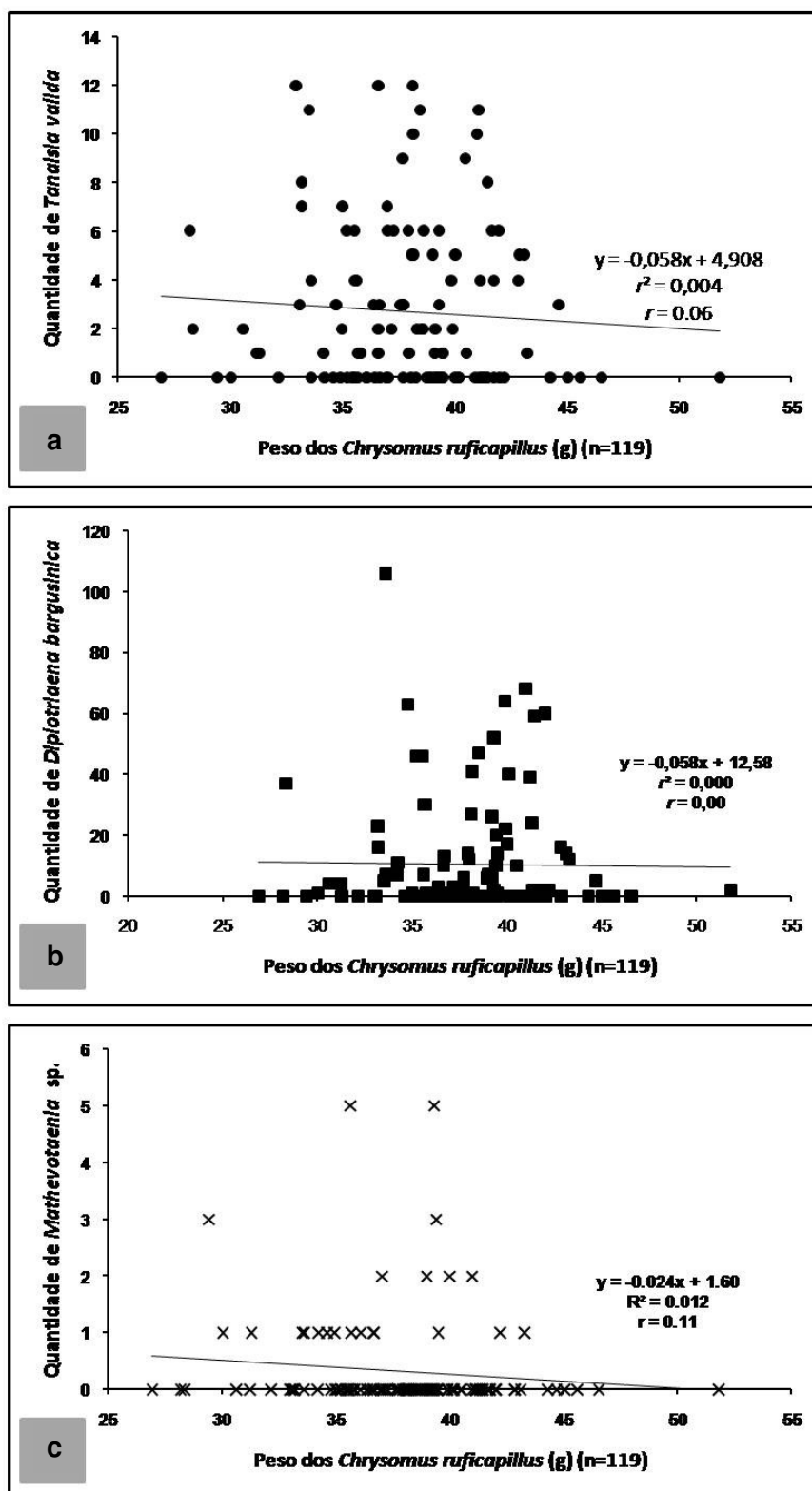


Figura 2 – Dispersão dos helmintos parasitos de acordo com o peso de *Chrysomus ruficapillus* (Vieillot, 1819) (Passeriformes: Icteridae) do extremo sul do Brasil. **a.** *Tanaisia valida* Freitas, 1951 (Trematoda). **b.** *Diplotriaena bargusínica* Skrjabin, 1917 (Nematoda). **c.** *Mathevotaenia* sp. (Cestoda).

Com relação ao número de co-ocorrência (NCO), 35 aves não apresentaram NCO, ou seja, foram parasitadas somente por um *táxon*. Todavia 79 casos de NCO foram registrados. *Sensu latum* para os 79 casos positivos de NCO: 57 estavam parasitadas por dois *taxa* (FO%-NCO=72,15), 19 por três *taxa* (FO%-NCO=24,05) e três hospedeiros para quatro *taxa* (FO%-NCO=3,8). *Sensu strictu*, o NCO mais frequente foi entre os dois *taxa* parasitos: *D. bargusinica* e *T. valida* (43/57 hospedeiros) (FO%-NCO=75,44) seguida por *D. bargusinica* e *Mathevotaenia* sp. (16/57 hospedeiros) (FO%-NCO=28,07) e *T. valida* e *Mathevotaenia* sp. (10/57 hospedeiros) (FO%-NCO==17,54).

7.4 Discussão

O parasitismo é uma força de seleção natural que em Passerines pode influenciar nos padrões de seleção sexual por parte das fêmeas (Hipótese de Hamilton e Zuk) (HAMILTON; ZUK, 1982; MØLLER, 1990). Mais além, o parasitismo pode impactar as taxas de crescimento dos ninhegos que estão sobre as influências da assincronia da oviposição (ovos depositados com diferença de dias) e conseqüente hierarquia dos irmãos (REED et al., 2012).

A reprodução nos Passeriformes segue padrões complexos e diversificados que abrangem desde a corte até o abandono do ninho quando os filhotes (ninhegos) se tornam independentes, porém existem adaptações intra e interespecíficas (WELTY, 1975). O cuidado parental nos Passeriformes tende a ser extremo e envolve ambos os pais (genéticos) ou os cuidadores (= adotivos por oviposição/substituição por Avis parasitas), tendo em vista que os filhotes são altriciais (CHARNOV, 2000) diferentemente dos grupos precociais (DREITZ, 2009) e nidífugos (WALTER, 1982; SAXENA; SAXENA, 2013). No revezamento (quando existe) do cuidado parental em Passeriformes há, via de regra, a coleta de alimentos de origem animal (geralmente pequenos Arthropoda, Insecta e Microcrustacea) (NUNES et al., 2004). Estes itens alimentares compreendem organismos hospedeiros primários e/ou intermediários para diversos *taxa* de helmintos parasitos (Bush et al., 2001). A disponibilidade de Arthropoda como itens alimentares tende a seguir padrões sazonais locais (SILVA et al., 2011; SOUSA et al., 2014). Para *C. ruficapillus* a ingestão de artrópodes é preponderante nos meses de dezembro e janeiro (equivalente ao=PC-I) (RODRIGUES; NASSIF, 1997).

Sobre os *taxa* parasitas de *C. ruficapillus*, com exceção de Capillaridae (Nematoda) que pode ter ciclo monoxeno ou heteroxeno, todas os outros helmintos dependem de hospedeiros intermediários para completar seu ciclo. No caso de *Tanaisia*, envolve a ingestão de moluscos (LUNASCHI et al., 2015), *D. bargusinica*, gafanhotos (Orthoptera) (ANDERSON, 2000) e *Mathevotaenia* spp. baratas e borboletas (SPASSKII, 1951 apud LUNASCHI; LAMAS; DRAGO (2012).

A maioria das informações sobre helmintos de Passeriformes: Icteridae no Brasil, foram adquiridas a partir de pequeno número amostral de hospedeiros e/ou de espécies hospedeiras enfatizando somente a ocorrência de parasitos em relação aos seus hospedeiros (FREITAS, 1951; TRAVASSOS et al., 1969; KOHN; FERNANDES, 1972; VICENTE et al., 1995; BERNARDON et al., 2016a).

Na América do Norte, Cooper & Crites (1974a) examinaram *Quiscalus quiscula* (Linnaeus, 1758) (Icteridae) (n=50) (13 adultos: 37 juvenis) e encontraram P%=96% (48 aves parasitadas). Foram identificados 15 *taxa* de helmintos parasitos (4 Trematoda, 4 Cestoda, 6 Nematoda, 1 Acanthocephala), a presença de seis delas: *Conspicuum icteridorum* Denton & Byrd, 1951 (Trematoda) (P%=46), *Capillaria ovopunctatum* (Von Linstown, 1873) (P%=44), *Dispharynx nasuta* (Rudolphi, 1819) (P%=28), *Porrocaecum ensicaudatum* (Zeder, 1800) (P%=46), *Syngamus trachea* (Montagu, 1811) (P%=72) (Nematoda) e *Plagiorrhynchus formosus* Van Cleave, 1918 (P%=56) (Acanthocephala) indicam que esta ave tem importante papel na manutenção e dispersão das mesmas, uma vez que haviam sido reportadas anteriormente em altas P%. Em relação ao número de *taxa* associados à *Q. quiscula*, considerando a maturidade sexual das aves, as juvenis foram parasitadas por maior número de espécies (15 *taxa*) (portanto, 5 deles exclusivos para os juvenis) em relação às aves adultas (10 *taxa*), no entanto, não foram avaliados aspectos estatísticos pelos autores. Kinsella (1974) ao identificar a helmintofauna de *Aphelocoma coerulescens* (Bosc, 1795) (Passeriformes: Corvidae) (n=45) em Ohio, EUA, atribuiu a alta carga parasitária (P%=80) como reflexo de sua dieta composta predominantemente por Arthropoda durante o final do inverno e primavera boreal.

Os filhotes de *C. ruficapillus* são alimentados exclusivamente com itens de origem animal pelos seus pais, até serem capazes de abandonar os ninhos (CIRNE,

2016 com. pessoal). Nutricionalmente, a importância de Arthropoda: Insecta para os Passeriformes é fundamental como fonte de proteína. A literatura registra que Insecta são fontes extremamente significativas de nutrição proteica, podendo ser utilizadas alternativamente na alimentação humana (JASON; BERGGREN, 2015; RETORRE et al., 2016) e animal (BOSCH et al., 2014). De acordo com Rodrigues & Nassif (1997) o arroz é o item mais consumido por *C. ruficapillus* juvenis e adultos durante quase todo o ano, com exceção de dezembro e janeiro (primeira/verão austral), quando os artrópodes passam a ser preponderantes na dieta. Nos Passeriformes, o ciclo de criação (confecção do ninho até o abandono do ninho) determina o valor do habitat, o qual, está principalmente relacionado com a disponibilidade de alimento. Por isso, as aves confeccionam seus ninhos próximos à áreas hídras e alimentares adequadas para a criação de seus filhotes (DREITZ, 2009; ALCOCK, 2003). As atividades reprodutivas e de nidificação de *C. ruficapillus* ocorrem com grande incidência no entorno das lavouras de arroz, cujos limites são arbustivos, propiciando condições favoráveis à construção dos ninhos. Estes, são edificadas sob a vegetação: em banhados, árvores (capões) e nas lavouras (que servem como banhados artificiais=duração limitada e equilíbrio constante mantido antropogenicamente), locais que proporcionam alimentação abundante e umidade ideal (CIRNE et al., 1997). Deste modo a alimentação oportunisticamente com *Oryza* spp. reforça as mudanças quali-quantitativas da helmintofauna em *C. ruficapillus*.

Ainda sobre o ciclo de criação (altricial-precocial), o abandono do ninho (=nidífugo) (=fim do cuidado parental) marca a maturidade física, mas não a maturidade sexual (adulta) (CHARNOV, 2000). A diminuição quantitativa dos três taxa de helmintos parasitos mais prevalentes, pode estar relacionada com mudanças ontogenéticas do período altricial-precocial rumo ao nidífugo de *C. ruficapillus*. Reforçando a importância dos artrópodes na alimentação dos Passeriformes no início da vida. Não se pode esquecer que estes Invertebrata constituem consumidores primários nos ambientes terrestres que habitam (GREENWOOD, 1987). Assim, além da importância nutricional, Arthropoda, constituem recurso energético potencial para o desenvolvimento dos ninhegos, pois estão na base das redes tróficas de seus ecossistemas (TOMANOVA et al., 2006; LANDIS; WERLING, 2010). Os resultados quantitativos para os três taxa helmintos parasitos deste trabalho (*T. valida*, *D. bargusínica* e *Mathevotaenia* sp.) e para todos os hospedeiros,

sugerem forte importância energética e nutricional dos Arthropoda no período de criação altricial-nidífugo de *C. ruficapillus* que pode estar refletida nos padrões da correlação negativa (*Pearson r*) observados para as DTL. Estes resultados ontogenéticos corroboram aqueles encontrados para *Q. quiscula* (Cooper & Crittes, 1974a) com perda (ou controle) dos taxa parasitas rumo a fase adulta.

O garibaldi, *C. ruficapillus*, é considerado uma das aves mais abundantes do estado do Rio Grande do Sul, eleita como importante “praga” para a orizicultura, devido aos prejuízos causados desde o plantio até a colheita. Estimativas sobre os danos indiretos causados pela superpopulação na propriedade “Granjas 4 Irmãos S.A.” em Rio Grande foram calculados para a safra de 1996/1997 e chegaram a 116-181 dólares por hectare. As lavouras constituem a primeira oferta de alimento após o inverno, garantem recurso energético e por consequência a diminuição da mortalidade natural dos filhotes (SILVA, 2004). A dieta da ave é composta por itens vegetais e animais, foram identificadas 25 espécies de sementes [*Oryza* sp. (24%), *Echinochloa*, *Paspalum* e *Digitaria* (Poales: Poaceae) *Abronia* (Nyctaginaceae)] muitas delas, consideradas invasoras da cultura do arroz, além de Arthropoda (adultos e larvas de Coleoptera, Hemiptera, Odonata, Collembola e Diptera) (FALLAVENA, 1988, BELTON, 1994, 2004; SILVA, 2004). De acordo com a literatura, o hospedeiro ao atingir a fase adulta investe no consumo de grãos (arroz) e outros itens vegetais. Esses vegetais representam os produtores primários do ambiente. Dessa maneira, a ontogenia do hospedeiro é marcada por mudanças na dieta, passando de consumidores primários (Arthropoda=ricos em proteínas e energia) para consumidores dos produtores primários (vegetais=base das cadeias tróficas). O CDR e o *K* corroboram a aquisição dos parasitos viscerais (sistemas respiratório, digestório e urinário) e cavitário-viscerais na fase altricial/precocial do hospedeiro. Estes parâmetros de agregação parasitária também corroboram o demonstrado pelo padrão de queda da DTL e dos fracos valores do *Pearson r* da fase altricial-precocial rumo a fase precocial-nidífuga do hospedeiro. O alto consumo de Arthropoda por *C. ruficapillus* pode atribuir à ave o papel de possível controlador de insetos e moluscos, pragas agrícolas, ou seja, contribuindo para o controle biológico da cultura.

Analisando a sazonalidade, o PC-II correspondente aos meses de maio, junho e julho, que é caracterizado por temperaturas mais baixas (8-18°C média dos últimos

30 anos) (FRITZSONS et al., 2015) e precipitação, formando lâminas de água nas “marachas”, uma vez que as lavouras da propriedade “4 Irmãos S.A.” encontravam-se no momento de pousio. Essas condições ambientais e de manejo das lavouras, podem ter influenciado positivamente na biologia dos hospedeiros intermediários dos Trematoda, visto que *P. ovatus* utiliza como primeiro hospedeiro intermediário Mollusca: Gastropoda e formas jovens ou adultas de Odonata como segundo hospedeiro intermediário (BODDEKE, 1960b). No entanto, segundo Richards et al. (1996) não existem informações suficientes sobre a preferência de habitat das libélulas no Brasil. Desta forma os diferentes períodos de coleta (PC-I e PC-II) e os padrões das DTL dos taxa de helmintos parasitos presentes nos resultados deste trabalho podem estar relacionados a esta modificação da dieta do hospedeiro ao longo da vida e relativo ao período do ano. Estas modificações podem respeitar alguns padrões sazonais e ontogenéticos que acompanham as demandas nutricionais, energéticas e somatotróficas dos ninhegos (1) para abundância de Insecta que coincide com o período de postura e cuidado parental (altricial) e (2) com o nidifugismo (subadulto-adulto) que coincide com o período de escassez de Insecta e predomínio da herbivoria (granivoria e “folivoria”).

Em relação às análises quanto ao gênero sexual dos hospedeiros, Hendricks, Harkema & Miller (1969) nos EUA, examinaram *Corvus brachyrhynchos* Brehm, 1822 (Passeriformes: Corvidae) (76 fêmeas: 82 machos) (n=158) e identificaram 12 taxa (3 Trematoda, 3 Cestoda, 5 Nematoda e 1 Acanthocephala) (P%=95). A faixa etária mais acometida foi a da aves imaturas, sendo que MA e MJ apresentaram as maiores intensidades de infecção. Brasil & Amato (1992) ao examinarem *Passer domesticus* Linnaeus, 1758 (Passeriformes: Passeridae) (n=142) (63 fêmeas: 79 machos) do Rio de Janeiro, Brasil, identificaram oito taxa de helmintos (4 Trematoda, 1 Cestoda, 2 Nematoda e 1 Acanthocephala) (P%=51,4). Os autores compararam a assembleia dos helmintos quanto ao gênero sexual das aves, no entanto, não foram observadas diferenças, sugerindo que não existe preferência por tipos de alimentos entre *P. domesticus* machos e fêmeas. Em contrapartida, em *C. ruficapillus* foram verificadas diferenças na P% relacionadas à maturidade sexual dos machos (*P. ovatus* ocorreram com maior P% nos MJ e *Mathevotaenia* sp. nos MA). Estas discrepâncias podem, ser justificadas pelas exigências reprodutivas dos adultos, tais como investimento em plumagem, corte (dança, canto e confecção do ninho) ligadas

à seleção sexual e também quanto à particularidades da biologia dos hospedeiros intermediários; Da capacidade (aprendizagem) de captura para libélulas ou borboletas, sazonalidade de libélulas e borboletas, idade dos hospedeiros (MJ=coorte altricial); (MA=coorte de anos anteriores).

Como discutido acima, o nidifúgio não marca a maturidade sexual dos Passeriformes, e outros processos estão envolvidos (CHARNOV, 2000). É provável que MA e MJ utilizem nutricional e energeticamente os hospedeiros intermediários Odonata para o Trematoda e Blattodea/Lepdoptera para o Cestoda. Em contrapartida para os demais *taxa* de helmintos parasitos não ocorreram diferenças, indicando que os demais recursos alimentares (hospedeiros primários e/ou intermediários) que possam constituir seus ciclos de vida sejam consumidos de forma mais homogênea entre os MA e os MJ (nidífugos). Ou que independentemente das quantidades daquilo que se alimenta neste estágio de vida, há motivos heterogênicos, a manutenção baixa dos índices parasitológicos.

O consumo de Arthropoda por *C. ruficapillus* (FALLAVENA, 1988, BELTON, 1994, 2004; CIRNE et al., 1997; SILVA, 2004), sugere que a ação da população deste Passeriforme é positiva para os produtores de arroz como potencial controlador de “praga”, diminuindo, danos à cultura. Muito provavelmente esta potencialidade de controlador de pragas da orizicultura seja característica de *C. ruficapillus*, pois a composição da helmintofauna (15 *taxa* encontrados neste estudo) deste hospedeiro corrobora altas taxas de consumo de Arthropoda e Mollusca. Embora, sob o ponto de vista econômico populações de *C. ruficapillus* sejam responsáveis por elevados prejuízos nas lavouras de arroz, ecologicamente, esse olhar pode ser resignificado, pois a ave também gera benefícios, através do controle de artrópodes e plantas daninhas nocivas à cultura. Dessa forma, estudos da composição de helmintos e suas relações, geram informações sobre a diversidade parasitária e auxiliam na compreensão da biologia e ecologia dos hospedeiros.

A assembleia de helmintos parasitos de *C. ruficapillus* apresenta padrões sazonais primavera-verão vs. outono-inverno; há *taxa* parasitos típicos de cada gênero sexual; machos adultos e machos jovens também apresentam *taxa* característicos para cada classe etária; os *taxa* mais prevalentes são *Tanaisia valida*, *Diplotriaeana bargusinica* (Trematoda: Digenea) e *Mathevotania* sp. (Cestoda);

a dispersão dos *taxa* parasitos mais prevalentes de acordo com o comprimento e peso dos hospedeiros demonstra ser negativa com o avançar ontogenético dos hospedeiros (fase altricial rumo à fase nidífuga-adulta); a fase altricial-precocial é a mais importante para a aquisição das infrapopulações da helmintofauna parasitária mais prevalentes; a fase precocial-nidífuga marca uma queda quantitativa das infrapopulações da helmintofauna parasitária mais prevalentes; estes parâmetros da ecologia do parasitismo parecem estar relacionados ao cuidado parental típico de Passeriformes, aos padrões de habitat adequado e às demandas energéticas da espécie hospedeira no decorrer do seu desenvolvimento nidífugo para adulto.

8. Conclusões

Chrysomus ruficapillus é registrada como novo hospedeiro para os ácaros nasais *Boydaia agelaii*, *Sternostoma strandtmanni*, *Ptilonyssus sairae* no Brasil, enquanto que para *P. icteridius*, é o registro mais austral no continente americano. *Boydaia agelaii* é pela primeira vez identificada parasitando a ave proveniente de ambiente natural, com alta prevalência.

Há diferença entre as infecções por ácaros nasais em relação à maturidade sexual dos hospedeiros machos (adultos e juvenis).

A sazonalidade influencia no padrão de infecções por ácaros nasais, visto que, no período de primavera/verão austral as infecções são mais frequentes. De maneira semelhante, o número de co-infecções está relacionada com as baixas temperaturas, favorecendo a transmissão no outono/inverno austral devido a aproximação dos hospedeiros. A co-infecção mais frequente ocorre entre *B. agelaii* e *P. sairae*.

O parasitismo por *Tanaisia valida*, *Conspicuum conspicuum*, *Prosthogonimus ovatus*, *Stomylotrema graciosus*, *Eumegacetes* sp., *Strigea* sp., duas espécies de *Echinostoma* (Trematoda); *Mathevotaenia* sp. e *Anonchotaenia* sp. (Cestoda); *Diplotriaena bargusinica*, *Oxyspirura* sp., uma espécie de Aproctoidea, uma de Capillariidae (Nematoda) e *Mediorhynchus micranthus* (Acanthocephala) é inédito para *C. ruficapillus* na América do Sul.

Este é o primeiro registro de *S. graciosus*, *Eumegacetes*, *Mathevotaenia*, Aproctoidea e Capillariidae para Icteridae.

A co-ocorrência por espécies de helmintos mais frequente é de *D. bargusinica* e *T. valida*.

Quanto à prevalência dos helmintos relacionados à sazonalidade, *P. ovatus* ocorre principalmente no inverno/outono austral (PC-II), sugerindo que os

hospedeiros intermediários envolvidos no ciclo, são influenciados pela disponibilidade de água nos ambientes nesse período.

As infecções por helmintos estão associadas ao consumo de Arthropoda ao longo do desenvolvimento de *C. ruficapillus*. Em relação à maturidade sexual dos machos, destaca-se a prevalência do Cestoda *Mathevotaena* sp. nos machos adultos e do Trematoda *P. ovatus* nos machos juvenis.

Este trabalho gera informações inéditas sobre a composição da helmintofauna e amplia o conhecimento da acarofauna de *Chrysomus ruficapillus*.

Além disso, o Passeriforme constitui um modelo para análises das relações ecológicas e de hospedeiro-parasito.

9. Considerações finais

É essencial que trabalhos sobre a biologia dos ácaros nasais sejam realizados, visto que as informações existentes tem principalmente enfoque taxonômico.

A partir dos resultados encontrados no presente estudo, sugere-se o desenvolvimento de pesquisas complementares, relacionando o parasitismo com a dieta e idade de *C. ruficapillus* e outros Passeriformes, além da sazonalidade como importante fator ambiental. A coleta de maior número de fêmeas (adultas e juvenis) traria subsídios para comparações: entre os gêneros sexuais e em relação à maturidade sexual das fêmeas, uma vez que não foi possível fazê-lo em nossa amostra. Assim como dos ninhegos (altriciais).

Estudos sobre a biologia de *Tanaisia valida*, *Mathevotaenia* (altas P%) e *Prosthogonimus ovatus*, complementariam as informações geradas na tese.

Além disso, a caracterização molecular dos helmintos parasitos de *C. ruficapillus* (material armazenado) pode disponibilizar dados sobre a genética e biogeografia das espécies e auxiliar em identificações futuras.

Referências

- ALCOCK, J. *Animal Behavior: An Evolutionary Approach*. 10 ed. Sunderland Massachusetts: Sinauer Associates Inc. Publishers, 2003. 522 p.
- AMARAL, V. *Sternostoma augei* n.sp. (Acarina: Rhinonyssidae Vitz., 1935) e identificação das espécies *Rhinoecius bisentosus* Strandtmann, 1952 e *Rhinoecus grandis* Strandtmann, 1952. **Arquivos do Instituto Biológico**, v.29, p. 69-81, 1962.
- AMARAL, V. Notas sobre ácaros nasais com a descrição de duas novas espécies: *Ptilonyssus zeferinoi* n.sp. (Acarina: Rhinonyssidae) Lista das espécies descritas no Brasil e seus hospedeiros. **Arquivos do Instituto Biológico**, v. 35, n. 3, p.107-126, 1968.
- AMARAL, V.; M. M. REBOUÇAS. **Métodos para o estudo de ácaros Rinonissídeos**, Instituto Biológico de São Paulo, Brasil, 31 pp., 1974a.
- AMARAL, V.; M. M. REBOUÇAS. Notas sobre ácaros rinonissídeos de aves brasileiras (Mesostigmata: Rhinonyssidae). **O Biológico**, v. 40, p.52-56, 1974b.
- AMATO, J.F.R.; AMATO, S.B. Técnicas gerais para coleta e preparação de helmintos endoparasitos de aves. In: VON MATTER, S.; STRAUBE, F.C.; ACCORDI, I.; PIACENTINI, V.; CÂNDIDO-JR, J.F. **Ornitologia e conservação: ciência aplicada, técnicas de pesquisa e levantamento**. 1 ed. Rio de Janeiro: Technical Books, p. 1-25, 2010.
- AMERSON JR., A.B. Incidence and transfer of Rhinonyssidae (Acarina: Mesostigmata) in sooty terns (*Sterna fuscata*). **Journal of Medical Entomology**, v. 4, n.2, p.197-199, 1967.
- ANDERSON, R. C. On the development, morphology, and experimental transmission of *Diplotrinaena bargusinica* (Filarioidea: Diplotrinaenidae). **Canadian Journal of Zoology**, v. 40, p.1175-1186, 1962.
- ANDERSON R. C. **Nematode Parasites of Vertebrates: Their Development and Transmission**. 2ª ed. London: CABI International, 2000. 650p.
- ANDERSON RC, CHABAUD AG, WILLMOTT S. **Keys to the Nematode Parasites of Vertebrates**. London: CABI International, 2009. 463p.
- ATKINSON C.T.; THOMAS, N.J.; HUNTER, D.B. **Parasite Diseases of Wild Birds**. Ames:Wiley-Blackwell, 2009. 592p.
- BARGER, I.A., Influence of sex and reproductive on susceptibility of ruminants to nematode parasitism. **International Journal of Parasitology**, v.23, n.4, p.463-469, 1993.
- BATESON, M.; FEENDERS, G. The use of Passerine Bird Species in Laboratory Research: Implications of Basic Biology for Husbandry and Welfare. **Institute for Laboratory Journal**, v. 51, n.4, 394-408. 2010.
- BEHRMANN-GODEL, J. Parasite identification, succession and infection pathways in perch fry (*Perca fluviatilis*): new insights through a combined morphological and genetic approach. *Parasitology* 140:509-520. 2013.

BELL, P.J. The endoparasitic mite *Sternostoma tracheacolum* Lawrence (Rhinonyssidae) and the endangered Gouldian finch *Erythrura goldiae* Gould (Estrildidae): A parasite-host relationship. PhD Thesis, Zoology Department, University of Tasmania, Australia. 1995.

BELL, P.J. The life history and transmission biology of *Sternostoma tracheacolum* Lawrence (Acari: Rhinonyssidae) associated with the Gouldian finch *Erythrura goldiae*. **Experimental & Applied Acarology**, v. 20, p. 323-334, 1996.

BELTON, W. **Aves do Rio Grande do Sul: distribuição e biologia**, São Leopoldo: ed. Univ do Vale do Rio dos Sinos (UNISINOS), pp.584, 1994.

BELTON, W. **Aves silvestres do Rio Grande do Sul**. Porto Alegre: Fundação Zoobotânica do Rio Grande do Sul, pp.172, 2004.

BENCKE, G. A.; DIAS, R. A.; BUGONI, L.; AGNES, C.E.; FONTANA, C. S.; MAURÍCIO, G. N.; MACHADO, D.B. Revisão e atualização da lista das aves do Rio Grande do Sul, Brasil. **Iheringia Série Zoologia**, v.4, n.100, p.519-556, 2010.

BERNARDON, F.F.; MÜLLER, G.; MASCARENHAS, C.S. Rhinonyssidae (Acari: Gamasida) in Ardeidae (Aves: Pelicaniformes) in Brazil. **Brazilian Journal of Biology** 73(3): 673-674, 2013.

BERNARDON, F.F., MÜLLER, G., & C. S. MASCARENHAS. Ereyetidae (Acari: Prostigmata) in *Chrysomus ruficapillus* (Passeriformes: Icteridae) from Brazil. **Revista Mexicana de Biodiversidad**, v.86, p. 829-831, 2015.

BERNARDON, F.F.; SOARES, T.A.L.; VIEIRA, T.D. & MÜLLER, G. Helminths of *Molothrus bonariensis* (Gmelin, 1789) (Passeriformes: Icteridae) from southernmost Brazil. **Brazilian Journal of Veterinary Parasitology**, v.25, n.3 p. 279-285, 2016a.

BERNARDON, F.F.; MÜLLER, G.; MASCARENHAS, C.S. Rhinonyssidae in *Chrysomus ruficapillus* (Passeriformes: Icteridae) from Southern Brazil. **Comparative Parasitology** 84(1): 67-71, 2017.

BOSCH, G.; ZHANG, S.; OONINCX, D.G.A.B.; HENDRICKS, W.H. Protein quality on insects as potencial ingredients for dog and cat foods. **Journal of Nutritional Science**, v.3, p.1-4, 2014.

BRASIL 500 PÁSSAROS. Disponível em:
<<http://www.eln.gov.br/opencms/opencms/publicacoes/Pass500/BIRDS/index.htm>
Acesso em: 10 Janeiro. 2016.

BODDEKE R. (a) The life history of *Prosthogonimus ovatus* Rudolphi I. Experiments in birds. **Tropical and Geographical Medicine**, v. 12: p. 263-292, 1960a. apud MONTEIRO, C.M., AMATO, J.F.R. & AMATO, S. *Prosthogonimus ovatus* (Rudolphi) (Digenea, Prosthogonimidae) em três espécies de aves aquáticas da Região Sul do Brasil. **Revista Brasileira de Zoologia**, v. 24, n.1, p.253-257, 2007.

BODDEKE R. (b) The life history of *Prosthogonimus ovatus* Rudolphi II. The intermediate hosts. **Tropical and Geographical Medicine**, v.12, p. 363-377, 1960b.

BOLDRINI, I. I.; FERREIRA, P. M. A.; ANDRADE, B. O.; SCHNEIDER, A. A.; SETUBAL, R. B.; TREVISAN, R.; FREITAS, E.M. **Bioma Pampa: diversidade florística e fisionômica**. Porto Alegre, editora Pallotti, 2010. 64 p.

BOLETTE, D. P. Intermediate Host of *Mediorhynchus orientalis* (Acanthocephala: Gigantorhynchidae). **The Journal of Parasitology**, v. 76, n.4, p.575-577, 1990.

BRANDOLINI, S.V.B., AMATO, S.; PEREIRA, A.A. Relacionamento de *Tanaisia bragai* (Digenea, Eucotylidae) e seu hospedeiro intermediário, *Subulina octona* (Gastropoda, Subulinidae) sob condições experimentais. **Parasitología al día**, v.21, n.3-4, p.109-113, 1997.

BRASIL, M.C.; AMATO, S.B. Faunistic analysis of helminths of sparrows (*Passer domesticus* L., 1758) captured in Campo Grande, Rio de Janeiro, RJ. **Memorias do Instituto Oswaldo Cruz**, v.87(Suppl. I) p. 43-48, 1992.

BRAY, R. A.; GIBSON, D. I.; JONES, A. Keys to the Trematoda. London: CABI International and Natural History Museum, v.3, pp. 824, 2008.

BREGETOVA, N. G. Some Problems of Evolution of the rhinonyssid mites. In: *Report presented at the First International Congress of Parasitology Nauka* (ed. Corradetti, A.), pp. 1-7. Roma, IT. 1964.

BRENES, R. R., ARROYO, G.; MUÑOZ, G. Helminths of the República de Costa Rica XXI Algunos tremátodos de aves silvestres 2. **Revista de Biología Tropical** v. 14, n.1, p.123-132, 1966.

BROOKS, D. L.; STRANDTMANN R. W. The nasal mites (Acarina) of some West Texas 154 Flycatchers (Tyrannidae). **The Journal of Parasitology** v. 46, p. 418-426, 1960.

BROOKS, D.R.; HOBERG, E.P. Triage for the Biosphere: The Need and Rationale for Taxonomic Inventories and Phylogenetic Studies of Parasites. **Comparative Parasitology**, v. 67, n. 1, p. 1-25, 2000.

BUNDY, D. A. P. Gender-dependent Patterns of Infection and Diseases. **Parasitology Today**, v. 4, n.7, p.186-189, 1988

BURGER, J.; GOCHFELD, M. Marine birds as sentinels of environmental pollution. **EcoHealth**, v.1, p. 263-274, 2004.

BUSH, A.O; LAFFERTY, K; LOTZ, J.; SHOSTAK, A. Parasitology meets ecology on its own terms: Margolis et al. revisited. **Journal of Parasitology**, v. 83, p. 575- 583, 1997.

BUSH, A. O., FERNANDEZ, J. C.; ESCH G. W.; SEED J. R. Parasitism: the diversity e 158 ecology of animal parasites. Cambridge University Press, Cambridge, UK, 497 p.159, 2001.

BUTENKO, O.M.; STANYUKOVICH, M.K. The distribution of rhinonyssid mites (Acari, Gamasida, Rhinonyssidae) in the nasal cavities of some anatid birds. **Ekologiya**, v.2, p.52-56, 1999.

CALLEGARO-MARQUES, C.; AMATO, S. B. Parasites as secret files of the trophic interactions of hosts: the case of the rufous-bellied thrush. **Revista Mexicana de Biodiversidad**, v.81, p. 801-811, 2010.

CAPUA, T.; ALEXANDER, D.J. Animal and human health implications of avian influenza infections. **Bioscience Reports**, v.27, 359-372p., 2007.

CARERE, C.; COSTANTINI, D.; SORACE, A.; SANTUCCI, D.; ALLEVA, E. Bird populations as sentinels of endocrine disruptors chemicals. **Annales dell' Istituto Superiore di Sanità**, v. 46, n.1, 81-88p., 2010.

CARVALHO, A.R.; DAEMON, E.; SOUZA-LIMA, S. Relação entre o peso do baço e a infecção por helmintos em galo de rapina *Paroaria dominicana* (Linnaeus, 1758) (Passeriformes: Emberezidae) do estado da Bahia, Brasil. **Revista Brasileira de Zootecias**, v. 9, n.2, p. 219-224, 2007.

CERNY, V.; DUSBÁBEK, F. The nasal mites of Cuban birds II. Ptilonyssidae and Rhinonyssidae (Acarina: Mesostigmata). **Acarologia**, v.12, p. 479-491, 1970.

CFMV - Resolução nº 1000 do Conselho Federal de Medicina Veterinária de maio de 2012, Disponível em: <http://www.cfmv.org.br/portal/legislacao_resolucoes.php> Acesso 13 junho de 2013.

CHAI, J.Y.; SOHN, W.M.; YONG, T.S.; EOM, K.S.; MIN, D.Y.; HOANG, E.H.; PHAMMASACK, B.; INSISIENGMA, B.; RIM, H.J. Echinostome flukes recovered from humans in Khammouane Province, Lao, PDR. **The Korean Journal of Parasitology**, v.50, p. 269-272, 2012.

CHARNOV, E.L. Evolution of life-history variation among species of altricial birds. **Evolutionary Ecology Research** v.2, 365-373p., 2000.

CHUNG, D.; MOON, C.; KONG, H.; CHOI, D.; LIN, D. The first case of *Clinostomum complanatum* (Trematoda: Clinostomidae) infection in Korea. **The Korean Journal of Parasitology**, v. 33, n. 3, p. 219-223, 1995.

CIRNE, M.P.; FRANCO, D.F. SILVA, J.J.C.; Reunião sobre o pássaro-preto (*Agelaius ruficapillus*) e sua integração com a cultura do arroz nos países do Mercosul.1, Pelotas: Embrapa-CPACT, 63pp., 1997.

CIRNE, M.P. & LÓPEZ-IBORRA, G. M. Breeding biology of Chestnut-capped Blackbirds in rice paddies in Southern Brazil. *Journal Field Ornithology*, v. 76, n. 4, p. 411-416, 2005.

CLARK, G.M. One New and One Previously Unreported Species of Nasal Mite (Acarina, Speleognathidae) from North American Birds. **Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America**, v. 25, n.2, p. 78-86, 1958.

COMBES, C. Parasites, biodiversity and ecosystem stability. **Biodiversity and Conservation**, v. 5, p. 953-962, 1996.

COMBES, C. Fitness of parasites: pathology and selection. **International Journal for Parasitology**, v.27, n.1, 1-10, 1997.

COOPER, C.L.; CRITES, J.L. Helminth Parasites of Common Grackle, *Quiscalus quiscula versicolor*, from South Bass Island, Ohio. **Proceedings of the Helminthological society of Washington**, v. 41, n. 2, p. 233-237, 1974a.

COSTA, R.C.; AMBRÓSIO, N.A.; SOARES, B.A.; BEZERRA JÚNIOR.; P. S.; BARÇANTE, T.A.; BARRIOS, P.R.; BARÇANTE, J.M.P. Pathological and parasitological aspects of the peacock (*Pavo cristatus*) infection by *Tanaisia* (*Paratanaisia*) *bragai*, **Pesquisa Veterinária Brasileira** v. 35, n. 5, p. 466-469, 2015.

CBRO - Comitê Brasileiro de Registros Ornitológicos (2011) Listas das aves do Brasil. 10ª Edição. <<http://www.cbro.org.br>> Acesso em: 24 Outubro. 2014.

CBRO – Comitê Brasileiro de Registros Ornitológicos. (2014). Listas das aves do Brasil 11ª Edição. <http://www.cbro.org.br> Acesso em: 6 Julho. 2015.

CROZARIOL, M. A. **Aves associadas às diferentes fases do crescimento do arroz irrigado no sudeste do Brasil** [en línea]. En dela Balze, V.M. y D.E. Blanco (eds.): Primer taller para la Conservación de Aves Playeras Migratorias en Arroceras del Cono Sur. Wetlands International, Argentina: Buenos Aires, p.1-5, 2008.

CHUNG, D.; MOON, C.; KONG, H., CHOI, D.; LIN, D. The first case of *Clinostomum complanatum* (Trematoda: Clinostomidae) infection in Korea. **The Korean Journal of Parasitology**, v. 33, n. 3, p. 219-223, 1995.

DEVELEY, P. F., SETUBAL, R.B., DIAS, R.A. & BENCKE, G.A. Conservação das aves e da biodiversidade no bioma Pampa aliada a sistemas de produção animal. **Revista Brasileira de Ornitologia**, v. 16, p. 308-315, 2008.

DIAS, R. A.; BURGER, M. I. A assembléia de aves de áreas úmidas em dois sistemas de cultivo de arroz irrigado no extremo sul do Brasil. **Ararajuba**, v.13, n.1, p. 63-80, 2005.

DIMOV, I.; MASCARENHAS, C.S. Co-parasitism of mites in Passeriformes birds from northwest Russia and Southern Brazil. **Journal of Science and Practice**, v. 1, n.1, p. 7-10, 2012.

DIMOV, I. & MIROV, S. Two new species of nasal mites of the genus *Ptilonyssus* (Rhinonyssidae). **Journal of Hellenic Veterinary Medical Society**, v. 63, n. 2, p.167-176, 2012b.

DOBSON, A.; LEFFERTY, K.D.; KURIS, A.M.; HECHINGER, R.F. & JETZ, W. Homage to Linnaeus: How many species ? How many hosts? **PNAS. Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America**, p.11482-11489, 2008.

DOMROW, R. Three collections of Rhinonyssine nasal mites from Queensland birds. **Acarologia**, v. 20, p.487-514, 1978.

DREITZ, V.J. Parental behavior of a precocial species: implications for juvenile survival. **Journal of Applied Ecology**, v. 46, 870-878p., 2009.

DUNHAM, N.R., REED, S., ROLLINS, D., KENDALL, R.J. *Oxyspirura petrowi* infection leads to pathological consequences in Northern bobwhite (*Colinus*

virginianus). **International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife**. v. 5, p.273-276, 2016.

ESTEBAN, J.G. & MUÑOZ- ANTOLI, C. Echinostomes: Systematics and life cycle. *In*: Fried, B. & Toledo, R. The biology of echinostomes. From the molecule to the community. Springer, New York, p.333, 2009 apud PINTO, H.A. & MELO, A.L. *Physa marmorata* (Mollusca: Physidae) as intermediate host of *Echinostoma exile* (Trematoda: Echinostomatidae) in Brazil. **Neotropical Helminthology**, v.6, n. 2, p.291-299, 2012.

FAIN, A. Les acariens de la famille Epidermoptidae et Rhinonyssidae parasites des fosses nasals d'oiseaux au Ruanda-Urundi et au Congo Belge. *Annales du Musee Royal du Congo Belge Tervuren*, 60: 1-176 apud AMARAL V., & M. M. REBOUÇAS. 1974. Métodos para o estudo de ácaros Rinonissídeos, **Instituto Biológico de São Paulo**, 31 p. 1956.

FALLAVENA, M. A. B. Alguns dados sobre a reprodução do garibaldi, *Agelaius r. ruficapillus* (Icteridae, Aves) em lavouras no Rio Grande do Sul. **Revista Brasileira de Zoologia**, v.4 n.4, p.307-317, 1988.

FARIA, G. Contribuição para helmintologia brasileira *Dicrocoelium conspicuum* n.sp. parasito da vezícula biliar de *Mimus iluidus* Licht . **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, Tomo IV, 1912.

FAUTH, J. E., J. BERNARDO, M. CAMARA, W. J. RESENTARITS JR., J. VAN BUSKIRK, E S. A. MCCOLLUM. Simplifying the jargon of community ecology: A conceptual approach. **American Naturalist**, v.147, p. 282-286, 1996.

FERNANDES, B.M.M., JUSTO, M.C.N., CÁRDENAS, M.Q., COHEN, S.C. South American Trematodes Parasites of Birds and Mammals. Oficina de Livros, Rio de Janeiro, RJ, 516p. 2015

FREITAS J. F. T. Revisão da família Eucotylidae Skrjabin, 1924 (Trematoda). **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 49, p. 33-123, 1951.

FORÉS, E. & COMÍN, F. A. Ricefields, a limnological perspective. **Limnetica** 8:105-109, 1992.

FRITZSON, E; WREGGE, M.S.; MANTOVANI, L.E Altitude e temperatura: estudo do gradiente térmico no Rio Grande do Sul. **Revista Brasileira de Climatologia**, v.16, p.108-119, 2015.

FURMAN, D. P. Revision of the genus *Sternostoma* Belese and Troussart (Acarina: Rhinonyssidae). **Hilgardia**, v. 26, n. 10, p. 473-495, 1957.

GEORGIEV, B.B.; KORNUSHIN, V.V. 1994 Family Paruterinidae Fuhrmann, 1908 *In*: KHALIL, F.; JONES, A.; BRAY, R.A. Keys to the cestode parasites of vertebrates. CAB International, p.768, 1994.

GIBSON, D.I; JONES, A.; BRAY, R.A. **Keys to the Trematoda**. CABI International and The Natural History Museum, London, v.1. p. 521, 2002.

GOMES, D.C.; MENEZES, R.C.; TORTELLY, R. & PINTO, R.M. Pathology and first occurrence of the kidney trematode *Paratanaisia bragai* (Santos, 1934) (Digenea: Eucotylidae) in *Phasianus colchicus* L., 1758 from Brazil. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 100, n.3, p. 285-288, 2005.

GOMÉZ, A.; NICHOLS, E. Neglected wild life: Parasitic biodiversity as a conservation target. **International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife**, p. 222-227, 2013.

GONÇALVES, A.Q.; VICENTE, J.J.; PINTO, R.M. Nematodes of Amazonian vertebrates deposited in the Helminthological Collection of the Oswaldo Cruz Institute with new records. **Revista Brasileira de Zoologia**, v.19, n.2, p. 453-465, 2002.

GREENWOOD, S.R. The role of insects in tropical forest food webs. **AMBIO: A Journal of the Human Environment**, v.16, n.5, 267-271, 1987.

GUIMARÃES, L. L. B.; WOUTERS, A. T. B.; CASAGRANDE, R. A.; ROLIM, V. M.; WOUTERS, F.; GONÇALVES, I. C. M. DRIEMEIER, D. Parasitismo pelo ácaro de sistema respiratório 170 *Sternostoma tracheacolum* em um canário belga (*Serius canaria domestica*). **Acta Scientiae Veterinariae**, v. 40, p.1-4, 2012.

HAMILTON, W.D.; ZUK, M. Heritable true fitness and bright birds: a role for parasites? **Science**, v. 218, p. 384-387, 1982.

HENDRICKS, L.D.; HARKEMA, R.; MILLER, G.C. Helminths of the Crow, *Corvus brachyrhynchos* Brehm, 1822, in Carolina. **Proceedings of the Helminthological society of Washington**, v. 36, n.1, p. 150-1152, 1969.

HERREL, A.; GIBB, A.C. Ontogeny of performance in vertebrates. **Physiology and Biochemical Zoology**, v. 79, n.1, p. 1-6, 2006.

HICKMAN, J.R.C.P.; ROBERTS, L.S.; KEEN, S.L.; EISENHOUR, D. J.; LARSON, A.; L'ANSON, H. **Princípios integrados de zoologia**, Editora Guanabara, Rio de Janeiro, 15ª edição, p. 627, 2013.

HYLAND, K.E. Specificity and parallel host-parasite evolution in the Turbinoptidae, Cytoditidae and Ereyneidae living in the respiratory passages of birds In *Recent advances in Acarology* (ed. Rodriguez, J. G.), pp.363-365. V Congress of Acarology, Michigan State University, EUA. 1979.

IUCN Red List of Threatened Species Version. 2014. Disponível em: <<http://www.iucnredlist.org>> Acesso em janeiro 2017.

JONES, A.; BRAY, R.A.; GIBSON, D.I. **Keys to the Trematoda**. London: CABI International and Natural History Museum, v.2, 745 p., 2005.

KANEV, I.; RADEV, V.; FRIED, B. Family Eucotylidae Cohn, 1904 In: GIBSON, D.I.; JONES, A.; BRAY, R.A. **Keys to the Trematoda**. CABI International and The Natural History Museum, London, v.1. p. 521, 2002.

KELLER, D.G.; ARAÚJO, J.L.B. Ciclo evolutivo de *Paratanaisia bragai* (Santos, 1934) (Trematoda, Eucotylidae) com novo hospedeiro intermediário no Brasil: *Leptinaria unilamellata* (D'Orbigny, 1835) (Gastropoda, Pulmonata, Subulinidae) em condições

de laboratório. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária** v. 1-2, p. 89-92, 1992.

KINSELLA, J.M. Helminth Fauna of the Florida Scrub Jay: Host and Ecological Relationship. **Proceedings of the Helminthological society of Washington**, v. 41, n. 2, p. 127-130, 1974.

KHALIL, F.; JONES, A.; BRAY, R.A. Keys to the cestode parasites of vertebrates. CAB International, p.768, 1994.

KLEIN, S.L. Hormonal and immunological mechanisms mediating sex differences in parasitic infection. **Parasite Immunology**, v. 26, p. 247-264, 2004.

KNEE, W.; PROCTOR, H. Keys to the Families and Genera of Blood and Tissue Feeding Mites Associated with Albertan Birds. **Canadian Journal of Arthropod Identification**, v.2, p. 1-18, 2006.

KNEE, W.; PROCTOR, H; GALLOWAY, T. Survey of nasal mites (Rhinonyssidae, Ereyetidae and Turninoptidae) associated with birds in Alberta and Manitoba, Canada. **The Canadian Entomologist**, v. 140, p. 364-379, 2008.

KNEE, W.; PROCTOR, H.. Interactive HTML-based Dichotomus Key to Female Rhinonyssidae (Mesostigmata) from Birds in Canada. **Canadian Journal of Arthropod Identification**, v. 9, p.1-64, 2010.

KOHN, A. FERNANDES, B.M.M. Sobre a variedade das espécies pertencentes ao gênero *Prosthogonimus* Luehe, 1899, da coleção helmintológica do Instituto Oswaldo Cruz. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, p. 309-334, 1972.

KRANTZ, G.W. A manual of acarology, 2 rd Edn. Oregon State University Book Stores, Corvallis, USA. 1978.

LAFFERTY, K. D. Ecosystem consequences of fish parasites. **Journal of Fish Biology**, v.73, p. 2083-2093, 2008.

LANDIS, D.A.; WERLING, B.P. Arthropods and biofuel production systems in North America. **Insect Science**, v.17, n.3, p.220-236, 2010.

LINDSTROM, J. Early development and fitness in birds and mammals. **Trends in Ecology and Evolution**, v. 14, p.343-348, 1999.

LUNASCHI, L. I.; LAMAS, M. F.; DRAGO, F.B. A new species of *Mathevotaenia* (Cestoda, Anoplocephalidae) parasitizing *Tropidurus spinulosus* (Reptilia, Squamata) from northeastern Argentina. **Revista Mexicana de Biodiversidad**, v. 83, p. 583-590, 2012.

LUNASCHI, L.I.; DRAGO, F.B.; DRAGHI, R. Redescription of *Tanaisia dubia* (Digenea) from the northeast region of Argentina with a key to Neotropical species of the genus, and a key to genera of Tanaisiinae. **Revista Mexicana de Biodiversidad**, v. 86, n. 4, p.888-895, 2015.

LUTZ, A. Estudos sobre a evolução dos endotrematódeos brasileiros. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v.17, n.1, p. 55-73, 1924.

LUZ, H.R.; LANDULFO, G.A.; SANTOLIN, I.D.A.C.; RIBEIRO, C.C.D.U.; PINHEIRO, M.C.; RODRIGUES, M.L.A. Endoparasites as environmental quality indicators in wild birds in Tinguá Biological Reserve, Rio de Janeiro, Brazil. **Neotropical Helminthology**, v. 8, n.2, p. 469-472, 2014.

MA: Ministério da agricultura. Disponível em: <http://www.agricultura.gov.br/> Acesso em: 21 jun. 2013. 11:15:15

MACHADO FILHO, D.A. Pesquisas helmintológicas realizadas no Estado do Mato Grosso – Acanthocephala. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 35, n. 3, 593-601, 1941.

MALDONADO, J.F. The life cycle of *Tamerlania bragai* Santos, 1934 (Eucotylidae) a kidney fluke of domestic pigeons. **The Journal of Parasitology**, v. 31, n. 5, p. 306-314, 1945 apud KELLER, D.G.; ARAÚJO, J.L.B. Ciclo evolutivo de *Paratanaisia bragai* (Santos, 1934) (Trematoda, Eucotylidae) com novo hospedeiro intermediário no Brasil: *Leptinaria unilamellata* (D'Orbigny, 1835) (Gastropoda, Pulmonata, Subulinidae) em condições de laboratório. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 1-2, p. 89-92, 1992

MARCOGLIESE, D.J.; CONE, D.K. Food webs: a plea for parasites. **Trends in Ecology and Evolution**, v.12, p. 320-325, 1997.

MARCOGLIESE, D.J. Implications of climate change for parasitismo of animals in the aquatic environment. *Canadian Journal of Zoology*, v. 79, p.1331-1352, 2001.

MARCOGLIESE, D.J. Food webs and biodiversity: are parasites the missing link? **Journal of Parasitology**, v. 89, p.106-113, 2003.

MARCOGLIESE, D.J. Parasites of the superorganism: Are they indicators of ecosystem health? **International Journal of Parasitology**, v. 35, p. 705-716, 2005.

MASCARENHAS, C.S.; KRÜGER, C.; MÜLLER, G. The helminth fauna of the red-crested cardinal (*Paroaria coronata*) Passeriformes: Emberizidae in Brazil. **Parasitology Research**, v. 105, n. 5, p.1359-1363, 2009.

MASCARENHAS, C. S.; COIMBRA, M.A.A.; MÜLLER, G.; BRUM, J.G.W. Nasal Mites (Gamasida: Rhinonyssidae) of *Paroaria coronata* (Miller) (Passeriformes: Emberezidae). **Neotropical Entomology**, v.40, n.4, p. 507-508, 2011;

MASCARENHAS, C. S.; BERNARDON, F.F.; MÜLLER, G. Intestinal digeneans of freshwater turtles *Phrynops hilarii* and *Acantochelys spixii* (Testudines: Chelidae) from southern Brazil. **Revista Mexicana de Biodiversidad**, v. 87, p. 35-41, 2016.

MENDES, M.M.; MASCARENHAS, C.S.; SINKOC, A.L.; MÜLLER, G. Nasal mites of Tyrannidae (Aves) in Brazil. **Brazilian Journal of Biology**, v. 74, n. 2, p. 480-482, 2014.

MENEZES, R.M.; MATTOS JR., D.G.; TORTELLY, R.; MUNIZ-PEREIRA, L.C.; PINTO, R.M.; GOMES, D.C. **Avian Pathology**, v. 30, p.209-214, 2001.

MøLLER, A.P. Parasites and sexual selection: current status of the Hamilton and Zuk hypothesis, **Journal of Evolutionary Biology**, v.3, p. 319-328, 1990.

- MONTEIRO, C.M.; AMATO, J.F.R.; AMATO, S. *Prosthogonimus ovatus* (Rudolphi) (Digenea, Prosthogonimidae) em três espécies de aves aquáticas da Região Sul do Brasil. **Revista Brasileira de Zoologia**, v. 24, n. 1, p. 253-257, 2007.
- MORALES-MONTOR, J.; CHAVARRIA, A.; DE LEÓN, M.A.; DEL CASTILLO, L.I.; ESCOBEDO, E.G.; SÁNCHEZ, E.M.; VARGAS, J.A.; HERNÁNDEZ-FLORES, M.; ROMO-GONZÁLEZ, T.; LARRALDE, C. Host gender in parasitic infections of mammals: an evaluation of the female host supremacy paradigm. **Journal of Parasitology**, v. 90, n.3, p.531-546, 2004.
- MORELLI, M.; SPICER, G.S. Coespeciation between the nasal mite *Ptilonyssus sairae* (Acari: Rhinonyssidae) and its birds hosts. **Systematic & Applied Acarology**, v.12, p. 179-188, 2007.
- MOSER, M. Parasites as biological tags. **Parasitology Today**, v.7, p.182-185, 1991.
- MURRAY, M. D. Control of respiratory acariasis of Gouldian finches casued by *Sternostoma rhinolethrum* (Mesostigmata: Rhinonyssidae). **Australian Veterinary Journal**, v. 42, p. 262-264, 1966.
- NAROSKY, T.; YZURIETA, D. Aves da Argentina e Uruguay:Guia para la Identificación. 15^a ed., Buenos Aires, Argentina, pp. 348, 2003.
- NEVES, D. Parasitologia humana. 11 ed., Atheneu, São Paulo, pp. 494, 2001.
- NICKOL, B. B. Life history and host specificity of *Mediorhynchus centurorum* Nickol 1969 (Acanthocephala: Gigantorhynchidae). **The Journal of Parasitology**, v. 63, n.1, p. 104-111, 1977.
- NUNES, J.R.S.; BACHEGA, I.; YAMAZAKY, L.; MACHADO, F.A. Cuidado parental de *Saltator coerulescens* (Passeriformes, Cardinalinae) Fazenda Bom Jesus, Santo Antonio de Leverger, Mato Grosso, Brasil. Corumbá: IV Simposio sobre Recursos Naturais e Sócio-Econômicos do Pantanal, p.6, 2004.
- OLSEN, O. W. Animal parasites their life cycles and ecology. Baltimore: University Park Press, 562 p., 1974.
- OVERSTREET, R.M. Parasitological data as monitors of environmental health. **Parassitologia**, v. 39, p.169-175, 1997.
- PATTEN, J. A. The life cycle of *Conspicuum icteridorum* Denton and Byrd, 1951 (Trematoda: Dicrocoeliidae). **The Journal of Parasitology**, v. 38, n. 2, p.165-182, 1952.
- PENCE, D. B. The nasal mites of birds from Louisiana.IV.The genus *Ptilonyssus* 186 (Dermanyssidae: Rhinonyssinae) with a description of two new species. **The Journal of Parasitology**, v. 58, p.1162-1169, 1972.
- PENCE, D. B. The nasal mites of birds from Louisiana VIII. Additional records and 191 description of a new species (Acarina: Dermanyssidae, Ereyneidae, Epidermoptidae, and 192 Cytoditidae). **The Journal of Parasitology**, v. 59, p. 874-880, 1973a.

PENCE, D. B. The nasal mites of birds from Louisiana IX Synopsis. **The Journal of Parasitology**, v. 59, n. 5, p. 881-892, 1973b.

PENCE, D. B. Keys, Species and Host List, and Bibliography for Nasal Mites of North American Birds (Acarina: Rhinonyssidae, Turbinoptinae, Speleognathinae and Cytoditidae). Special Publications the Texas, Texas, U.S.A.: Tech Press, Lubbock, v.8, 148 p., 1975.

PENCE, D. B.; CASTO, S. D. Studies of the variation and morphology of the *Ptilonyssus "sairae"* complex (Acarina: Rhinonyssinae) from North American Passeriform birds. **Journal of Medical Entomology**, v. 13, n. 1, p. 71-95, 1976.

PENCE, D. B. Congruent inter-relationships of the rhinonyssinae Dermanyssidae) with their avian hosts. **Advances in Acarology**, v. 2, p. 371-377, 1979.

PEREIRA, JR. J.; VELLOSO, A.L.; CHAVES, I.S.; MORAES, N.C.M.; OLIVEIRA, S.S. The relationship between *Lobatostoma hanumanthai* and *L. kemostoma* (Trematoda: Aspidogastridae) parasitological indexes and the ontogenetic diet variation of *Trachinotus marginatus* from the Rio Grande do Sul Coast, Brazil. *Boletim do Instituto de Pesca*, v. 30, n.2, p. 155-159, 2004.

PETROCHENKO, I. V. Acanthocephala of Domestic and Wild Animals. Copyright ©: Israel Program for Scientific Translations Ltd, Jerusalem, v.2, p. 478, 1971.

PHILLIPS, A. J.; MARIAUX, J.; GEORGIEV, B.B. *Cuculepis cincta* gen. n. et sp. n. (Cestoda: Cyclophyllidae) from the squirrel cuckoo *Piaya cayana* Lesso (Aves:Cuculiformes) from Paraguay. **Folia Parasitologica**, v. 59, n. 4, p. 287-297, 2012.

PHILLIPS, A. J.; GEORGIEV, B. B.; WAESCHENBACH, A.; MARIAUX, J. Two new and two redescribed species of *Anonchotaenia* (Cestoda: Paruterinidae) from South American birds. *Folia Parasitologica*, v. 61, n. 5, p. 441-461, 2014.

PIMENTEL, A.D.; SILVA, R.Z.; GOLFETTI, Y.; PEREIRA JR., J. *Trachinotus marginatus* (Cuvier, 1832) and Platyhelminthes: How host's ontogeny influences parasite acquisition. **Journal of Parasitology and Vector Biology**. no press, 2016-2017.

PINTO, R.M.; VICENTE, J.J.; NORONHA, D. Nematode Parasites of Brazilian Corvid Birds (Passeriformes): A General Survey with a Description of *Viktorocara brasiliensis* n. sp. (Acuariidae, Schistorophinae). **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 92, n. 2, p. 209-214, 1997.

PINTO, R.M.; MENEZES, R.C.; TORTELLY, R. Systematic and pathologic study of *Paratanaisia bragai* (Santos, 1934) Freitas, 1959 (Digenea, Eucotylidae) infestation in ruddy ground dove *Columbina talpacoti* (Temminck, 1811). **Arquivos Brasileiros de Medicina Veterinária e Zootecnia**, v. 56, n. 4, p.472-479, 2004.

PINTO, H.A.; MELO, A.L. *Physa marmorata* (Mollusca: Physidae) as intermediate host of *Echinostoma exile* (Trematoda: Echinostomatidae) in Brazil. **Neotropical Helminthology**, v. 6, n. 2, p.291-299, 2012.

PINTO, A.L.; MATI, V.L.T; MELO, A.L. New records and checklist of trematodes from *Butorides striata* (Aves: Ardeidae). **Revista Mexicana de Biodiversidad**, v. 84 p. 1100-1110, 2013.

PINTO, H.A.; CANTANHEDE, S.P.D.; THIENGO, S.C.; MELO, A.L.; FERNANDEZ, M. A. The apple snail *Pomacea maculata* (Caenogastropoda: Ampullariidae) as the intermediate host of *Stomylotrema gratiosus* (Trematoda: Stomylotrematidae) in Brazil: the first report of a mollusc host of a stomylotrematid trematode. *The Journal of Parasitology*, v. 101, n. 2, p.134-139, 2015.

PORTER, J.C.; STRANDTMANN, R. W. Nasal mites of the English sparrow. **Texas Journal of Science**, n. 4, p. 393-399, 1952.

POUGH, F. H.; JANIS, C. M.; HEISER, J. B. **A vida dos vertebrados**. 4 ed. Editora Atheneu, São Paulo, 684 p., 2008.

POULIN, R. **The diversity of parasites**. *The Quarterly Review of Biology*, Copyright © The University of Chicago, v. 5, n. 3, p. 277, 2000.

PRICE, P. W. **Evolutionary Biology of Parasites**. Princeton University Press. Published, New Jersey, EUA, Copyright ©,137p., 1980.

PROCTOR, H. C.; OWENS, I. Mites and birds: diversity, parasitism and coevolution. **Trends in Ecology and Evolution**, v. 15, p. 358-364, 2000.

RAIKOW, R.J.; BLEDSOE, A.H. Phylogeny and evolution of passerine birds. **BioScience**, v. 50, n. 6, p. 487-499, 2000.

REED, T.E.; DAUNT,F.; KIPLOKS, A.J.; BURTHE, S.J.; GRANROTH-WILDING,H.M.V. Impacts of Parasites in Early Life: Contrasting Effects onJuvenile Growth for Different Family Members. **PLOS**, v.7, n.2, 1-8p., 2012.

RETTORE, A.; BURKE, R.; BARRY-RYAN, C. Insects: a protein revolution for the western human diet. **Dublin Gastronomy Symposium**. p.8, 2016.

RIBEIRO, L.; SILVA, M.G. O comércio ilegal de aves põe em risco a diversidade das aves no Brasil. **Tendências**, p.1-2, 2007.

ROBERTS, C.W.; SATOSKAR, A; ALEXANDER, J. Sex Steroids, Pregnancy-associated Hormones and Immunity to Parasitic Infection. **Parasitology Today**, v. 12, n. 1, 382-387, 1996.

ROCHA, A. G. S.; DUARTE, L. R.; GALLAS, M. & SILVEIRA, E.F. Ocorrência de *Diplotriaena* sp. (Nematoda, Diplotriaenidae) em *Chrysomus ruficapillus* (Passeriformes, Icteridae) no Rio Grande do Sul, Brasil. XVIII Salão de Iniciação Científica e Inovação Tecnológica ULBRA 2012.

RODRIGUES & NASSIF, 1997 p. 15 In: CIRNE, M.P.; FRANCO, D.F. SILVA, J.J.C.; Reunião sobre o pássaro-preto (*Agelaius ruficapillus*) e sua integração com a cultura do arroz nos países do Mercosul.1, Pelotas: Embrapa-CPACT, 1997. 63p.

ROJAS, M. D.; MORA, J.M.; UBEDA, C.; CUTILLAS, M.; NAVAJAS, D.C.; GUEVARA, D. C. Phylogenetic Relationships in Rhinonyssid Mites (Acari:

Rhinonyssidae) Based on Mitochondrial 16SrDNA Sequences. **Experimental & Applied Acarology**, v. 25, p. 957–967, 2001.

ROJAS, M. D.; MORA, J.M.; UBEDA, C.; CUTILLAS, M.; NAVAJAS, D.C.; GUEVARA, D.C. Phylogenetic relationships in rhinonyssid mites (Acari: Rhinonyssidae) based on ribosomal DNA sequences: insights for the discrimination of closely related species. **Parasitology Research**, v. 88, p. 675–681, 2002.

RÓZSA, L.; REICZIGEL J.; MAJOROS, G. Quantifying parasites in samples of hosts. **Journal of Parasitology**, v.86, p. 228-232, 2000.

SACCO, A. G.; RUI, A. M.; BERGMANN, F.B.; MÜLLER, S.C.; HARTZ, S.M. Perda de diversidade taxonômica e funcional de aves em área urbana no sul do Brasil. **Iheringia, Série Zoologia**, v.105, n.3, p. 276-287, 2015.

SAIJUNTHA, W.; DUENNGAI, K.; TANTRAWATPAN, C. Zoonotic Echinostome Infections in Free-Grazing Ducks in Thailand. **The Korean Journal of Parasitology** , v. 1, n.6, p. 663-667, 2013.

SAXENA, S.K.; BAUGH, S.C. On cestodes of *Passer domesticus* II. *Anonchotaenia* and *Mathevotaenia*. **Angewandte Parasitologie**, v. 19, p. 85-106, 1978.

SAXENA, V.L.; SAXENA, A.K. The study of nidification behavior in red wattled landwings, *Vanellus indicus*. **Asian Journal of Experimental Science**, v. 27, n.2, p. 17-21, 2013.

SCHMIDT, G.D. CRC Handbook of Tapeworm Identification, CRC Press, Inc. Boca Raton, Florida, pp.675, 1986.

SCHIMIDT, G.D.; KUNTZ, R.E. Revision of *Mediothynchus* Van Cleave, 1916 (Acanthocephala) with a key to species. **The Journal of Parasitology**, v. 63, n.3, p. 500-507, 1977.

SKORACKI, M.; ZABLUDOVSKAYA, S. A.; BOCHKOV, A. V. A review of Prostigmata (Acariformes: Trombidiformes) permanently associated with birds. **Acarina**, v.20, p. 67-107, 2012.

SICK H. Ornitologia Brasileira. Rio de Janeiro: Editora Nova Fronteira, pp.862, 1997.

SILVA, J.J. C.; CIRNE, M.P.; FRANCO, D.F. Eds. Pássaro-preto (*Agelaius ruficapillus*) na cultura do arroz irrigado no sul do Brasil. Pelotas: Embrapa-CPACT, 20 p., 1997.

SILVA, J. J. C. O pássaro-preto e a cultura do arroz. Pp.677-725. In: GOMES, A. S. & MAGALHÃES JR., A. M. **Arroz irrigado no Sul do Brasil**. Embrapa Informação Tecnológica Brasília, DF, pp.899, 2004.

SILVA, M.E.M.; MATTOS JÚNIOR, D.G.; TORTELLY, R.; MENEZES, R.C. Lesões causadas por alguns helmintos em galinhas-d'angola (*Numida melegris*, L.) procedentes do estado do Rio de Janeiro, **Revista Brasileira de Ciência Veterinária**, v. 12, n. 1-3, p. 118-123, 2005.

SILVA, N.A.P.; FRIZZAS, M.R.; OLIVEIRA, C.M. Seasonality in insect abundance in the Cerrado of Goiás State, Brazil. **Revista Brasileira de Entomologia**, v. 55, n.1, p. 79-87, 2011.

SOHN, W.N.; CHAI, J.Y.; YONG, T.S.; EOM, K.S.; SINUON, M.; SOCHEAT, D.; LEE, S.H. (a) *Echinostoma revolutum* infection in children, Pursat Province, Cambodia. **Emerging Infectious Diseases Journal**, v.17, p. 117-119, 2011a.

SOHN, W.N.; KIM, H.J.; YONG, T.S.; EOM, K.S.; JEONG, H.G.; KIM, J.K.; KANG, A.R.; KIM, M.R.; PARK, J.M.; JI, S.H.; SINOUN, M.; SOCHEAT, D.; CHAI, J.Y. (b) *Echinostoma ilocanum* infection in Oddar Meachey Province, Cambodia. **The Korean Journal of Parasitology**, v. 49, p. 187-190, 2011b.

SOUTHWOOD, T.R.E. Ecological methods, with particular reference to the study of insect populations. Chapman e Hall, Londres, p.1-524, 1978.

SOUZA, E.F.; SOUTO, R.M.G.; JACOBUCCI, G.B. Distribution and seasonal variation of Ephemeroptera, Plecoptera and Trichoptera (Arthropoda: Insecta) in different aquatic environments of a Cerrado area, State of Minas Gerais, Brazil. **Bioscience Journal**, v.30, n.3, p.879-890, 2014.

SPASSKII, A. A. Anoplocephalate Tapeworms of Domestic and Wild Animals. In: Essentials of cestodology. Vol. 1, K. I. Skrjabin (ed.). The Academy of Sciences of the USSR, Moscow. p. 515-634, 1951 apud LUNASCHI, L. I., LAMAS, M. F. & DRAGO, F. B. A new species of *Mathevotaenia* (Cestoda, Anoplocephalidae) parasitizing *Tropidurus spinulosus* (Reptilia, Squamata) from northeastern Argentina. **Revista Mexicana de Biodiversidad**, v. 83, p. 583-590, 2012.

SPICER, G. S. A new species and several new host records of aviana nasal mites (Acarina: Rhinonyssidae, Turbinoptinae). **The Journal of Parasitology**, v.64, n.5, p.891-894, 1978.

SPICER, G. S. Prevalence and host-parasite list of some nasal mites from birds (Acarina: Rhinonyssidae, Speleognathidae). **The Journal of Parasitology**, v.73, n.2, p. 259-264, 1987.

SPICER, G. General Biology of the Rhinonyssidae.
<http://userwww.sfsu.edu/gs/spicer/pages/research/nasalmite/rhinonyssidbiology.html>
. Acesso em : 10 de outubro de 2016.

TERBUSH, L. E. Incidence of nasal mites in different age classes of herring gulls (*Larus argentatus*). **The Journal of Parasitology**, v. 49, p. 525, 1963.

TIDEMANN, S. C.; MCORIST, S.; WOINARSKI, J. C. Z.; FREELAND, W. J.. Parasitism of wild 207 gouldian finches (*Erythrura gouldiae*) by the air-sac mite *Sternostoma tracheacolum*. **Journal of Wildlife Diseases**, v. 28, p. 80-84, 1992.

TIMI, J.T.; LUQUE, J.L.; POULIN, R. Host ontogeny and the temporal decay of similarity in parasite communities of marine fish. **International Journal for Parasitology**, v. 40, p.963-968, 2010.

TIMI, J.T.; LANFRANCHI, A.L. Ontogenetic changes in heterogeneity of parasite communities of fish: disentangling the relative role of compositional versus abundance variability. **Parasitology**, v. 140, p.309-317, 2013.

- TOLEDO, R.F.; BARBOSA, J.C.; YAMAMOTO, P.T. Distribuição espacial de *Toxoptera citricida* (Kirkaldi) (Hemiptera: Aphididae) na cultura de citros. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 28, n. 2, p. 194-198, 2006.
- TOMANOVA, S.; GOITIA, E.; HELEŠIC, J. Trophic level and functional feeding groups of macroinvertebrates in Neotropical streams. **Hydrobiologia**, v. 556, p.251-264, 2006.
- TRAVASSOS, L. Fauna helminthologica de Mato Grosso (Trematódeos – 1ª parte). **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 21, n.2, p. 323-338, 1928.
- TRAVASSOS, L.; TEIXEIRA DE FEITAS, J.F.; KOHN, A. Trematódeos do Brasil. **Memorias Instituto Oswaldo Cruz**. Rio de Janeiro, 886p., 1969.
- VACARRI, I.; BALLARINI, G. Aspetti ecologici della cenosi *Serius canaria* L. *Sternostoma tracheocolum* Lawr. in ambiente di 'Gabbia e Voliera'. **La Nuova Veterinaria**, v. 39, p. 130-142, 1963.
- VICENTE, J.J.; PINTO, R.M.; NORONHA, D. Estudo das espécies brasileiras do gênero *Diplotrina* Henry & Ozoux, 1909 (Nematoda, Filarioidea). **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 78, n. 2, p. 165-182, 1983.
- VICENTE, J. J.; RODRIGUES, H. O.; GOMES, D. C.; PINTO, R. M. Nematóides do Brasil. Parte IV: Nematóides de aves. **Revista Brasileira de Zoologia**, v.12, p. 1-273, 1995.
- VIEIRA, S. Introdução à Bioestatística. 5 ed. Elsevier: Medicina Brasil. 264p., 2016.
- VILLIERS, M.S. Birds and environmental change: building and early warning system in South Africa. SANBI, Pretoria, p.16, 2009.
- VON ZUBEN, C.J. Implicações da agregação especial de parasitas para a dinâmica populacional na interação hospedeiro-parasita. **Revista de Saúde Pública**, v. 31, n. 5, p. 523-530, 1997.
- WALTERS, J.R. Parental behavior in lapwings (Charadriidae) and its relationships with clutch sizes and mating systems. **Evolution**, v. 36, n.5, p.1030-1040, 1982.
- WEHER, E. E. Studies on the development of the pigeon capillariid, *Capillaria columbae*. Technical Bulletin N 679. Us Dept. of Agriculture, 20pp, 1939.
- WELTY, J.C. The life of Birds. 2ed. Philadelphia: WB Saunders Company, 623p., 1975.
- WILSON, K.; BJØRNSTAD, O.N.; DOBSON, A.P.; MERLER, S.; POGLAYEN, G.; RANDOLPH, S.E.; READ, A.F.; SKORPING, A. Heterogeneities in macroparasite infections: patterns and processes. In: HUDSON, P.J.; RIZZOLI, A.; GRENFELL, B.T.; HEESTERBEEK, H.; DOBSON, A.P. (eds) *The Ecology of Wildlife Diseases*, United Kingdom, Oxford Press, p 6-44, 2002.
- WINDSOR, D. A. Equal rights for parasites. **Conservation Biology**, v.9, p. 1-2, 1995.
- WINDSOR, D. A. Most of the species on Earth are parasites. **International Journal for Parasitology**, v. 28, p. 1939 –1941, 1998.

WIRSING, A.J.; AZEVEDO, F.C.C.; LARIVIÈRE, S.; MURRAY, D. Patterns of gastrointestinal parasitism among five sympatric prairie carnivores: are males reservoirs? **The Journal of Parasitology**, v. 93, p. 504-510, 2007.

WOOD, C.L.; BYERS, J.E.; COTTINGHAM, K.L.; ALTMAN, I.; DONAHUE, M. J.; BLAKESLEE, A.M.H. Parasites alter community structure, **PNAS Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America**, v.104, n. 22, p. 9335-9339, 2007.

YAMAGUTI, S. **Systema Helminthum**: The cestodes of vertebrates, New York: Interscience Publishers Ltda, vol.II, 860p., 1959.

YAMAGUTI, S. **Systema Helminthum**: Acanthocephala, New York: Interscience Publishers Ltda, vol.V, 860p., 1963.

ZAR, J.H. Biostatistical analysis. Prentice Hall Publishers, USA, 944p., 2010.

YOUSUF, M.A.; DAS, P.M.; ANISUZZAMAN, B.B. Gastro-intestinal helminths of ducks: Some epidemiologic and pathologic aspects. **Journal of the Bangladesh Agricultural University**, v. 7, p. 91-97, 2009 apud SAIJUNTHA, W.; DUENNGAI, K.; TANTRAWATPAN, C. Zoonotic Echinostome Infections in Free-Grazing Ducks in Thailand. **The Korean Journal of Parasitology**, v. 51, n.6, p. 663-667, 2013.

Apêndice



Figura 1 – A. Ponto de coleta de *Chrysomus ruficapillus* (Vieillot, 1819) (Passeriformes: Icteridae) na “Granjas 4 Irmãos S.A.” localizada no município do Rio Grande, Rio Grande do Sul, Brasil (lat. 32°14'41.72"S long. 52°29'31.93"O).



Figura 2 – Armadilha do tipo alçapão instalada no ponto de coleta na “Granjas 4 Irmãos S.A”.

Tabela 1- Dados morfométricos e de massa corporal de de *Chrysomus ruficapillus* (Veillot, 1819) (Passeriformes: Icteridae) do sul do Brasil. Fêmeas (F), machos adultos (MA), machos juvenis (MJ) e desvio padrão (\pm DP).

Dados	Hospedeiros		
	F (n=19)	MA (n=46)	MJ (n=54)
Peso (gr)	37,45 \pm 6,55	38,56 \pm 2,99	37,55 \pm 3,29
	F (n=20)	MA (n=46)	MA (n=56)
Medidas em mm			
Comprimento do bico	17,62 \pm 1,32	18,39 \pm 1,06	18,16 \pm 1,42
Comprimento das narinas- final bico	14,96 \pm 1,13	15,88 \pm 1,34	15,55 \pm 1,50
Largura do bico	7,96 \pm 0,40	8,03 \pm 0,47	8,10 \pm 0,38
Altura do bico	8,74 \pm 0,47	8,74 \pm 0,46	8,75 \pm 0,49
Comprimento total da ave sem penas	111,9 \pm 0,83	113,84 \pm 0,71	116,57 \pm 1,26
Comprimento total da ave com penas	163,64 \pm 0,90	167,07 \pm 1,11	169,49 \pm 1,27
Comprimento tarso	28,04 \pm 1,99	28,82 \pm 1,21	28,97 \pm 1,14
Comprimento da asa esquerda	117,05 \pm 0,79	118,88 \pm 0,59	119,57 \pm 0,48
Comprimento da asa direita	118,75 \pm 0,89	120,65 \pm 0,50	122,95 \pm 0,53

Tabela 2- Data das coletas (DC), estação climática (EC), sazonalidade: período de coleta-I (PC-I), período de coleta-II (PC-II), número de hospedeiros (n) e gênero sexual: fêmeas (F), machos juvenis (MJ) e machos adultos (MA), *Chrysomus ruficapillus* (Veillot, 1819) (Passeriformes: Icteridae) do sul do Brasil.

DC	EC	Período	(n) e gênero sexual
06/12/2013	Primavera	PC-I	02 F - 07 MJ - 11 MA
15/01/2014	Verão	PC-I	02 F - 05 MJ - 13 MA
19/02/2014	Verão	PC-I	04 F - 08 MJ - 08 MA
20/05/2014	Outono	PC-II	04 F - 09 MJ - 07 MA
27/06/2014	Inverno	PC-II	03 F - 13 MJ - 04 MA
17/07/2014	Inverno	PC-II	05 F - 14 MJ - 03 MA

Anexo



Projeto de Tese - Fabiana Fedatto Bernardon - PPG em Parasitologia- UFPel

Assembleia de helmintos de *Chrysomus ruficapillus* (Passeriformes: Icteridae) do sul do Brasil

Formulário para necropsia de Aves:

Número do hospedeiro: _____

Nome específico/comum: *Chrysomus ruficapillus* (Vieillot, 1819)

Data da coleta: __ / __ / __

Localidade da coleta: Rio Grande-RS

Modo de captura: Armadilha do tipo alçapão

Armazenagem: Não () Refrigerador: () Congelador: ()

Data da Necropsia: __ / __ / __

Sexo: Macho () Fêmea ()

Peso: _____gramas

Juvenil () Adulto ()

Medidas de bico/asa e tarso:

Comprimento total do bico: _____

Comprimento narina-ponta bico: _____

Largura bico: _____

Altura do bico: _____

Comprimento total da ave: _____

Comprimento tarso : _____

ECTOPARASITOS:

Ácaros de pena: () positivo

Piolhos: () positivo

Ácaros nasais:

Ausente: ()

Presente: ()

Quantidade: _____

Sp.: _____

Material para caracterização molecular: _____

Tipo de armazenamento: álcool 70° () álcool absoluto () álcool absoluto bio mol () direto ()



ENDOPARASITOS:

Cérebro:

Olhos:

Narinas:

Sinus/veias nasais:

Boca/língua:

Esôfago:

Traquéia:

Pulmões/Brônquios:

Papo:

Proventrículo:

Moela:

Duodeno:

Pâncreas:

Jenuno/Íleo:

Intestino grosso:

Cecos:

Cloaca:

Bolsa de Fabricius:

Sacos aéreos:

Coração/aorta:

Fígado:

Vesícula biliar:

Baço:

Rins/ureteres/veias renais:

Ovário/oviduto:

Cavidade abdominal:

Observações: _____



Autorização para atividades com finalidade científica

Número: 41095-3	Data da Emissão: 26/02/2014 17:56	Data para Revalidação*: 28/03/2015
* De acordo com o art. 33 da IN 154/2009, esta autorização tem prazo de validade equivalente ao previsto no cronograma de atividades do projeto, mas deverá ser revalidada anualmente mediante a apresentação do relatório de atividades a ser enviado por meio do Sisbio no prazo de até 30 dias a contar da data do aniversário de sua emissão.		

Dados do titular

Nome: Fabiana Fedatto Bernardon	CPF: 007.999.960-33
Título do Projeto: Assembléia de helmintos de Chrysomus ruficapillus (Passeriformes: Icteridae) do sul do Brasil	
Nome da Instituição : UNIVERSIDADE FEDERAL DE PELOTAS	CNPJ: 92.242.080/0001-00

Cronograma de atividades

#	Descrição da atividade	Início (mês/ano)	Fim (mês/ano)
1	Coleta de C. ruficapillus (total 240 aves; 2013 (20), 2014 (120), 2015 (100) de Rio Grande, RS	10/2013	10/2015

Observações e ressalvas

1	As atividades de campo exercidas por pessoa natural ou jurídica estrangeira, em todo o território nacional, que impliquem o deslocamento de recursos humanos e materiais, tendo por objeto coletar dados, materiais, espécimes biológicos e minerais, peças integrantes da cultura nativa e cultura popular, presente e passada, obtidos por meio de recursos e técnicas que se destinem ao estudo, à difusão ou à pesquisa, estão sujeitas a autorização do Ministério de Ciência e Tecnologia.
2	Esta autorização NAO exige o pesquisador titular e os membros de sua equipe da necessidade de obter as anuências previstas em outros instrumentos legais, bem como do consentimento do responsável pela área, pública ou privada, onde será realizada a atividade, inclusive do órgão gestor de terra indígena (FUNAI), da unidade de conservação estadual, distrital ou municipal, ou do proprietário, arrendatário, posseiro ou morador de área dentro dos limites de unidade de conservação federal cujo processo de regularização fundiária encontra-se em curso.
3	Este documento somente poderá ser utilizado para os fins previstos na Instrução Normativa IBAMA nº 154/2007 ou na Instrução Normativa ICMBio nº 10/2010, no que especifica esta Autorização, não podendo ser utilizado para fins comerciais, industriais ou esportivos. O material biológico coletado deverá ser utilizado para atividades científicas ou didáticas no âmbito do ensino superior.
4	A autorização para envio ao exterior de material biológico não consignado deverá ser requerida por meio do endereço eletrônico www.ibama.gov.br (Serviços on-line - Licença para importação ou exportação de flora e fauna - CITES e não CITES).
5	O titular de licença ou autorização e os membros da sua equipe deverão optar por métodos de coleta e instrumentos de captura direcionados, sempre que possível, ao grupo taxonômico de interesse, evitando a morte ou dano significativo a outros grupos; e empregar esforço de coleta ou captura que não comprometa a viabilidade de populações do grupo taxonômico de interesse em condição in situ.
6	O titular de autorização ou de licença permanente, assim como os membros de sua equipe, quando da violação da legislação vigente, ou quando da inadequação, omissão ou falsa descrição de informações relevantes que subsidiaram a expedição do ato, poderá, mediante decisão motivada, ter a autorização ou licença suspensa ou revogada pelo ICMBio e o material biológico coletado apreendido nos termos da legislação brasileira em vigor.
7	Este documento não dispensa o cumprimento da legislação que dispõe sobre acesso a componente do patrimônio genético existente no território nacional, na plataforma continental e na zona econômica exclusiva, ou ao conhecimento tradicional associado ao patrimônio genético, para fins de pesquisa científica, bioprospecção e desenvolvimento tecnológico. Veja maiores informações em www.mma.gov.br/cgen .
8	Em caso de pesquisa em UNIDADE DE CONSERVAÇÃO, o pesquisador titular desta autorização deverá contactar a administração da unidade a fim de CONFIRMAR AS DATAS das expedições, as condições para realização das coletas e de uso da infra-estrutura da unidade.

Outras ressalvas

1	Está autorizada a coleta de apenas 20 indivíduos em 2013, 120 em 2014 e 100 em 2015, conforme descrição nos dados básicos do projeto.
---	---

Equipe

#	Nome	Função	CPF	Doc. Identidade	Nacionalidade
1	Gertrud Müller	Orientadora	218.928.730-87	1030796914 SSP-RS	Brasileira
2	Rômulo Silveira Vitória	Coleta das aves	838.478.800-63	9062215927 SJS-RS	Brasileira

Locais onde as atividades de campo serão executadas

#	Município	UF	Descrição do local	Tipo
1	RIO GRANDE	RS	Fazendas em Rio Grande	Fora de UC Federal

Atividades X Táxons

Este documento (Autorização para atividades com finalidade científica) foi expedido com base na Instrução Normativa nº154/2007. Através do código de autenticação abaixo, qualquer cidadão poderá verificar a autenticidade ou regularidade deste documento, por meio da página do Sisbio/ICMBio na Internet (www.icmbio.gov.br/sisbio).

Código de autenticação: 39525881





Autorização para atividades com finalidade científica

Número: 41095-3	Data da Emissão: 26/02/2014 17:56	Data para Revalidação*: 28/03/2015
* De acordo com o art. 33 da IN 154/2009, esta autorização tem prazo de validade equivalente ao previsto no cronograma de atividades do projeto, mas deverá ser revalidada anualmente mediante a apresentação do relatório de atividades a ser enviado por meio do Sisbio no prazo de até 30 dias a contar da data do aniversário de sua emissão.		

Dados do titular

Nome: Fabiana Fedatto Bernardon	CPF: 007.999.960-33
Título do Projeto: Assembléia de helmintos de Chrysomus ruficapillus (Passeriformes: Icteridae) do sul do Brasil	
Nome da Instituição : UNIVERSIDADE FEDERAL DE PELOTAS	CNPJ: 92.242.080/0001-00

#	Atividade	Táxons
1	Captura de animais silvestres in situ	Chrysomus ruficapillus
2	Coleta/transporte de espécimes da fauna silvestre in situ	Chrysomus ruficapillus (*Qtde: 120)

* Quantidade de indivíduos por espécie, por localidade ou unidade de conservação, a serem coletados durante um ano.

Material e métodos

1	Método de captura/coleta (Aves)	Rede de neblina, Outros métodos de captura/coleta (armadilha alcapao)
---	---------------------------------	---

Destino do material biológico coletado

#	Nome local destino	Tipo Destino
1	UNIVERSIDADE FEDERAL DE PELOTAS	

Este documento (Autorização para atividades com finalidade científica) foi expedido com base na Instrução Normativa nº154/2007. Através do código de autenticação abaixo, qualquer cidadão poderá verificar a autenticidade ou regularidade deste documento, por meio da página do Sisbio/ICMBio na Internet (www.icmbio.gov.br/sisbio).

Código de autenticação: 39525881





Autorização para atividades com finalidade científica

Número: 41095-3	Data da Emissão: 26/02/2014 17:56	Data para Revalidação*: 28/03/2015
* De acordo com o art. 33 da IN 154/2009, esta autorização tem prazo de validade equivalente ao previsto no cronograma de atividades do projeto, mas deverá ser revalidada anualmente mediante a apresentação do relatório de atividades a ser enviado por meio do Sisbio no prazo de até 30 dias a contar da data do aniversário de sua emissão.		

Dados do titular

Nome: Fabiana Fedatto Bernardon	CPF: 007.999.960-33
Título do Projeto: Assembléia de helmintos de Chrysomus ruficapillus (Passeriformes: Icteridae) do sul do Brasil	
Nome da Instituição : UNIVERSIDADE FEDERAL DE PELOTAS	CNPJ: 92.242.080/0001-00

Registro de coleta imprevista de material biológico

De acordo com a Instrução Normativa nº154/2007, a coleta imprevista de material biológico ou de substrato não contemplado na autorização ou na licença permanente deverá ser anotada na mesma, em campo específico, por ocasião da coleta, devendo esta coleta imprevista ser comunicada por meio do relatório de atividades. O transporte do material biológico ou do substrato deverá ser acompanhado da autorização ou da licença permanente com a devida anotação. O material biológico coletado de forma imprevista, deverá ser destinado à instituição científica e, depositado, preferencialmente, em coleção biológica científica registrada no Cadastro Nacional de Coleções Biológicas (CCBIO).

Táxon*	Qtde.	Tipo de amostra	Qtde.	Data

* Identificar o espécime no nível taxonômico possível.

Este documento (Autorização para atividades com finalidade científica) foi expedido com base na Instrução Normativa nº154/2007. Através do código de autenticação abaixo, qualquer cidadão poderá verificar a autenticidade ou regularidade deste documento, por meio da página do Sisbio/ICMBio na Internet (www.icmbio.gov.br/sisbio).

Código de autenticação: 39525881



Pelotas, 02 de abril de 2014

De: Prof. Dr. Éverton Fagonde da Silva

Presidente da Comissão de Ética em Experimentação Animal (CEE A)

Para: Professor Gertrud Müller Antunes

Departamento de Microbiologia e Parasitologia do Instituto de Biologia

Senhora Professora:

A CEEA analisou o projeto intitulado: **“Assembléia de helmintos de *Chrysomus ruficapillus* (Passeriformes: Icteridae) do sul do Brasil”**, processo nº23110.001477/2014-74, sendo de parecer **FAVORÁVEL** a sua execução, considerando ser o assunto pertinente e a metodologia compatível com os princípios éticos em experimentação animal e com os objetivos propostos.

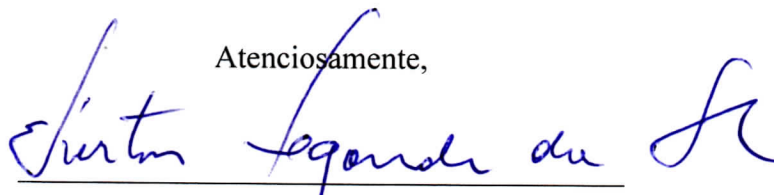
Solicitação: 240 *Chrysomus ruficapillus*

Solicitamos, após tomar ciência do parecer, reenviar o processo à CEEA.

Salientamos também a necessidade deste projeto ser cadastrado junto ao Departamento de Pesquisa e Iniciação Científica para posterior registro no COCEPE (código para cadastro nº CEEA 1477).

Sendo o que tínhamos para o momento, subscrevemo-nos.

Atenciosamente,

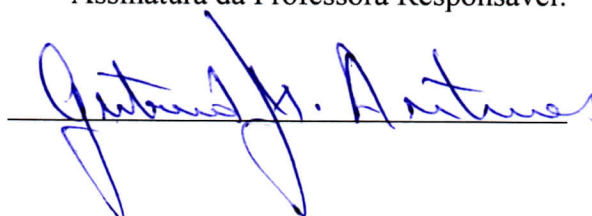


Prof. Dr. Éverton Fagonde da Silva

Presidente da CEEA

Ciente em: 28 / 04 / 2014

Assinatura da Professora Responsável:





Research note

Ereynetidae (Acari: Prostigmata) in *Chrysomus ruficapillus* (Passeriformes: Icteridae) from Brazil

Ereynetidae (Acari: Prostigmata) en Chrysomus ruficapillus (Passeriformes: Icteridae) de Brasil

Fabiana Fedatto Bernardon*, Gertrud Müller, Carolina Silveira Mascarenhas

Laboratório de Parasitologia de Animais Silvestres, Departamento de Microbiologia e Parasitologia, Instituto de Biologia, Universidade Federal de Pelotas, Caixa Postal 354, CEP 96010-900, Pelotas, Rio Grande do Sul, Brazil

Received 21 November 2014; accepted 9 April 2015

Available online 29 July 2015

Abstract

During nasal mite research, a total of 122 *Chrysomus ruficapillus* (Vieillot, 1819) were examined. The mite *Boydaiia agelaii* occurred in 47.5% of the hosts. This record represents the first report of the mite in a bird in Brazil's natural wild environment.

All Rights Reserved © 2015 Universidad Nacional Autónoma de México, Instituto de Biología. This is an open access item distributed under the Creative Commons CC License BY-NC-ND 4.0.

Keywords: *Boydaiia agelaii*; Speleognathinae; Chestnut-capped Blackbird

Resumen

Un total de 122 *Chrysomus ruficapillus* (Vieillot, 1819) fueron examinados para la obtención de ácaros nasales. *Boydaiia agelaii* se presentó en el 47.5% de los huéspedes. Este trabajo registra por primera vez a esta especie de ácaro en asociación con un ave silvestre en Brasil.

Derechos Reservados © 2015 Universidad Nacional Autónoma de México, Instituto de Biología. Este es un artículo de acceso abierto distribuido bajo los términos de la Licencia Creative Commons CC BY-NC-ND 4.0.

Palabras clave: *Boydaiia agelaii*; Speleognathinae; Varillero Congo

Birds can be parasitized by nasal mites (consumers of blood) belonging to Rhinonyssidae Trouessart, 1895 and by tissue feeders that compose Ereynetidae Oudemans, 1931 (Pence, 1975; Skoracki, Zabłudovskaya, & Bochkov, 2012). These endoparasites inhabit the respiratory system of birds, and are found preferentially in the membrane lining the nasal turbinates. They can also be found in the anterior portion of the nostrils, larynx, trachea, lungs, air sacs, and conjunctival (Amaral & Rebouças, 1974).

In particular, the family Icteridae originates in the Americas and is restricted to the New World. In Brazil the family consists of 40 species, of which 19 occur in Rio Grande do Sul (Bencke

et al., 2010; CBRO, 2014). *Chrysomus ruficapillus* (Vieillot, 1819) occurs in Brazil, Uruguay, Argentina, Bolivia, Paraguay and French Guiana (IUCN, 2014; Narosky & Yzurieta, 2003). According to Belton (1994), the species is one of the most abundant in Rio Grande do Sul, being found in flocks ranging from a just a few to thousands of birds. They inhabit almost all parts of the state where there are wetlands, or rice paddies (Fallavena, 1988).

The aim of the study was to investigate the presence of nasal mites in *C. ruficapillus* (Icteridae) in Brazil, contributing to the knowledge of biodiversity in the country.

One hundred and twenty-two specimens of *Chrysomus ruficapillus* from the municipality of Rio Grande, Rio Grande do Sul, Brazil (32°24.36" S, 52°49.38" W) were examined. The capture, transport and euthanasia of these birds was licensed by the Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade (ICMBio n°41095-3) and approved by the Comitê de Ética e

* Corresponding author.

E-mail address: fabiefedatto@gmail.com (F.F. Bernardon).

Peer Review under the responsibility of Universidad Nacional Autónoma de México.

Experimentação Animal da UFPEL (CEE/UFPEL n°147). The capture took place on private property Granjas 4 Irmãos S. A., where a trap (2.5 m × 2.5 m × 2.5 m) was installed with water and food available for birds.

After euthanasia, the birds were placed individually in labeled plastic bags, transported to the Laboratório de Parasitologia de Animais Silvestres (LAPASIL/UFPEL), and frozen until processing.

In order to collect the mites, a cut was made from one of the nostrils which reached the external orifice of the corresponding ear, this process was repeated on the opposite side. Next, the nasal turbinates were cut lengthwise and the top of the head was bent backwards to form a right angle with the lower part (Fain, 1956, *apud* Amaral & Rebouças, 1974). Afterwards, the cavity was washed with a water jet through a 150 µm sieve, and the resulting content, as well as the nasal cavity, was examined under a stereomicroscope Olympus SZ61.

The mites were fixed in 70% ethanol and mounted between slide and coverslip with Hoyer's medium, and photographed on an Olympus BX 41 microscope with a connected camera system. Identification was based on morphological characteristics according to Pence (1975). The parameters calculated were prevalence, mean abundance, and mean intensity of infection according to Bush, Lafferty, Lotz, and Shostak (1997). The photomicrographs were prepared with Adobe Microsoft Photoshop CS5. Vouchers were deposited in the Coleção de Artrópodes at (LAPASIL/UFPEL) (n° 468–477).

Of the 122 specimens of *C. ruficapillus* examined, 58 (47.5%) were positive for the nasal mite *Boydaia agelaii* Fain and Aitken, 1968 (Ereynetidae: Speleognathinae) (Fig. 1). Two hundred and

twenty-one specimens of mites were collected, of which 188 were adults (females), and 33 larvae. The mean abundance of infection was 1.81, and mean intensity of infection was 3.81. We also collected Rhinonyssidae mites that are in the process of identification and will be presented in another specific paper. There are few studies on mites in the parasitological indices, since the character of most of the studies is taxonomic. In North America, Pence (1973a) reported the number of birds parasitized by *Boydaia quiscali* Brooks and Strandtmann 1960 and the number of mites found allowed for the calculation of the mean intensity of infection of 3 mites per host for 4 species of Icteridae. Pence (1973b) presented a list of host-parasites for nasal mites of various species of birds, in which he reported 82 birds individuals of Icteridae, distributed in 10 species; of these 10 hosts (12.2%) were parasitized by *B. quiscali*. Spicer (1987) examined 13 Icteridae hosts belonging to 4 species and found only *Boydaia sturnellae* Clark, 1960 (= *Coboydaia sturnellae*), with a prevalence of 7.7%.

Skoracki et al. (2012) presented a review of Prostigmata associated with birds, which listed several species of *Boydaia* and their respective hosts. *Boydaia agelaii* was reported parasitizing Icteridae birds in the Western Hemisphere. The hosts recorded in association with the nasal mite were *Chrysomus icterocephalus* (Linnaeus, 1766), *Agelaius humeralis* (Vigors, 1827), and *Dives atrovioleaceus* (Orbigny, 1839) in South America; *Agelaius phoeniceus* (Linnaeus, 1766), *Molothrus ater* (Boddaert, 1783), and *Quiscalus mexicanus* (Gmelin, 1788), in North America. Other *Boydaia* species have been reported in Icteridae in North America, such as *Boydaia loxiae* (Fain, 1963) in *Icterus galbula* (Linnaeus, 1758), and *B. quiscali* in *Quiscalus*

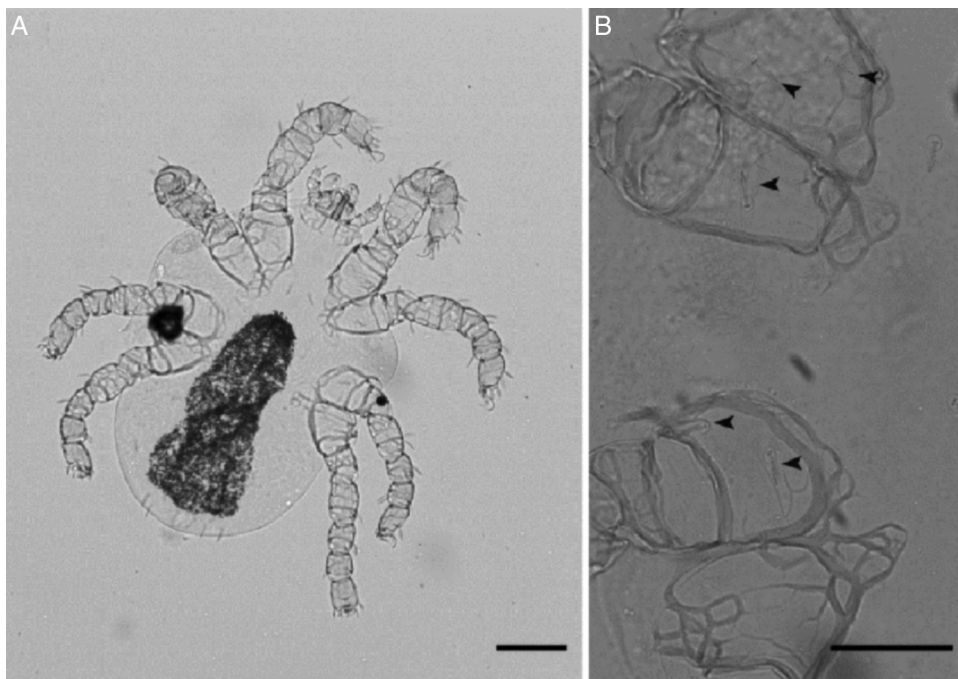


Figure 1. *Boydaia agelaii* Fain & Aitken, 1967 (Ereynetidae: Speleognathinae) parasite of *Chrysomus ruficapillus* (Vieillot, 1819) (Passeriformes: Icteridae) from south Rio Grande do Sul, Brazil. A, ventral female view. Bar = 90 µm; B, arrows indicate the detail of the thighs showing the barbed setae on coxal formula 2-1-2-0. Bar = 60 µm.

quiscula (Linnaeus, 1758), *Q. mexicanus*, *M. ater* and *A. phoeniceus* (Linnaeus, 1758).

Boydaiia agelaii was reported in *C. ruficapillus* from a zoo in Europe by Fain and Aitken (1968) (Skoracki et al., 2012), differing from this study in which the parasites were collected in free-living hosts in southern Brazil.

In this context, *Chrysomus ruficapillus* as a new host for *Boydaiia agelaii* in Brazil is reported, and for the first time the species is found parasitizing this species in the wild.

We thank the Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade (ICMBio) for authorizing the collection of hosts; the Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES) for scholarships, and the first author's doctoral and financial support through the edict 2010/039; and also especially to Granjas 4 Irmãos S. A., for their assistance throughout the project, and for authorization of bird collections on their property.

References

- Amaral, V., & Rebouças, M. M. (1974). *Métodos para o estudo de ácaros Rinonissídeos*. São Paulo: Instituto Biológico de São Paulo.
- Belton, W. (1994). *Aves silvestres do Rio Grande do Sul: Distribuição e biologia*. São Leopoldo, Brasil: Editora UNISINOS.
- Bencke, G. A., Dias, R. A., Bugoni, L., Agnes, C. E., Fontana, C. S., Maurício, G. N., et al. (2010). Revisão e atualização da lista das aves do Rio Grande do Sul, Brasil, Iheringia, Zoologia. *Porto Alegre*, 100, 519–556.
- Bush, A., Lafferty, K., Lotz, J., & Shostak, A. (1997). Parasitology meets ecology on its own terms: Margolis et al. revisited. *The Journal of Parasitology*, 83, 575–583.
- CBRO – Comitê Brasileiro de Registros Ornitológicos. (2014). *Listas das aves do Brasil* (11ª ed.). <http://www.cbro.org.br> (retrieved 24.10.14)
- Fain, A. (1956). Les acariens de la famille Epidermoptidae et Rhinonyssidae parasites des fosses nasales d'oiseaux au Ruanda-Urundi et au Congo Belge. *Annales du Musée Royal du Congo Belge Tervuren*, 60, 1–176.
- Fallavena, M. A. B. (1988). Alguns dados sobre a reprodução do Garibaldi, *Agelaius r. ruficapillus* (Icteridae, Aves) em lavouras no Rio Grande do Sul. *Revista Brasileira de Zoologia*, São Paulo, 4, 307–317.
- IUCN. *Red List of Threatened Species Version* (2014). <http://www.iucnredlist.org> (retrieved 03.03.15)
- Narosky, T., & Yzurieta, D. (2003). *Guía para la identificación de las aves de Argentina y Uruguay* (15ª Ed.). Buenos Aires: Asociación ornitológica de La Plata.
- Pence, D. B. (1973a). The nasal mites of birds from Louisiana. VII. The Ereyneidae (Speleognathinae). *The Journal of Parasitology*, 59, 364–368.
- Pence, D. B. (1973b). The nasal mites of birds from Louisiana. IX. Synopsis. *The Journal of Parasitology*, 59, 881–892.
- Pence, D. B. (1975). *Keys, species and host list, and bibliography for nasal mites of North American birds (Acarina: Rhinonyssidae, Turbinoptinae, Speleognathinae and Cytoditidae)*. Special Publications. Lubbock, TX: The Texas Tech Press.
- Skoracki, M., Zabłudovskaya, S. A., & Bochkov, A. V. (2012). A review of Prostigmata (Acariformes: Trombidiformes) permanently associated with birds. *Acarina*, 20, 67–107.
- Spicer, G. S. (1987). Prevalence and host-parasite list of some nasal mites from birds (Acarina: Rhinonyssidae, Speleognathidae). *The Journal of Parasitology*, 73, 259–264.

Rhinonyssidae in *Chrysomus ruficapillus* (Vieillot, 1819) (Passeriformes: Icteridae) from Southern Brazil

Author(s): Fabiana F. Bernardon, Gertrud Müller, and Carolina S. Mascarenhas

Source: Comparative Parasitology, 84(1):67-71.

Published By: The Helminthological Society of Washington

DOI: <http://dx.doi.org/10.1654/1525-2647-84.1.67>

URL: <http://www.bioone.org/doi/full/10.1654/1525-2647-84.1.67>

BioOne (www.bioone.org) is a nonprofit, online aggregation of core research in the biological, ecological, and environmental sciences. BioOne provides a sustainable online platform for over 170 journals and books published by nonprofit societies, associations, museums, institutions, and presses.

Your use of this PDF, the BioOne Web site, and all posted and associated content indicates your acceptance of BioOne's Terms of Use, available at www.bioone.org/page/terms_of_use.

Usage of BioOne content is strictly limited to personal, educational, and non-commercial use. Commercial inquiries or rights and permissions requests should be directed to the individual publisher as copyright holder.

Research Note

Rhinonyssidae in *Chrysomus ruficapillus* (Vieillot, 1819) (Passeriformes: Icteridae) from Southern Brazil

FABIANA F. BERNARDON,¹ GERTRUD MÜLLER, AND CAROLINA S. MASCARENHAS

Laboratório de Parasitologia de Animais Silvestres (LAPASIL), Departamento de Microbiologia e Parasitologia, Instituto de Biologia, Universidade Federal de Pelotas (UFPel), Campus Universitário, caixa postal, 354, CEP 96010-900, Pelotas, RS, Brazil. (emails: fabifedatto@gmail.com, gertruda@ufpel.edu.br, and phrybio@hotmail.com)

ABSTRACT: We examined 122 specimens of *Chrysomus ruficapillus* (Vieillot, 1819) from southern Brazil for nasal mites. The mites, *Sternostoma strandtmanni* Furman, 1957; *Ptilonyssus sairae* (Castro, 1948); *Ptilonyssus icteridius* (Strandtmann and Furman, 1956); and *Ptilonyssus* sp. were identified. *Ptilonyssus sairae* was the most prevalent (14.8%), and *S. strandtmanni* had the highest mean infection intensity (5.53). Co-infections occurred in 15 hosts, and *P. sairae* and *P. icteridius* were simultaneously present in 11 birds. This is the first record of *S. strandtmanni* and *P. sairae* in *C. ruficapillus* and the southernmost record of *P. icteridius* in the Americas.

KEY WORDS: chestnut-capped blackbird, *Sternostoma*, *Ptilonyssus*, prevalence, mean abundance, mean intensity.

Mites (Arachnida: Acari) are the most diverse groups of symbionts associated with birds, with at least 40 families and approximately 3,000 described species known from avian hosts (Proctor and Owens, 2000). The most diverse group of nasal mites is the Rhinonyssidae (Mesostigmata), distributed among 8 genera. These mites are obligate hematophagous endoparasites in the nasal passages of birds (Knee et al., 2008) and present as sluggish organisms that move within or on the mucous of the cavities (Furman, 1957).

Rhinonyssidaens can cause trauma to the nasal epithelium but are not generally responsible for significant pathology (Knee and Proctor, 2010). *Sternostoma tracheacolum* Lawrence, 1948, causes coughing, sneezing, and discomfort. These mites can compromise respiration and, depending on the degree of infection, may lead to bird death (Tidemann et al., 1992; Guimarães et al., 2012).

The transmission of Rhinonyssidae mites is not fully understood, but they are believed to be transmitted quickly from 1 host to another when an infected bird puts food in the mouth of the chick or during courting when 2 birds are closely associated physi-

cally (Brooks and Strandtmann, 1960). Rhinonyssidaens vary in their degree of host specificity: while many are restricted to a single family of birds, others may occur in hosts from different orders (Pence, 1973a).

Chrysomus ruficapillus (Vieillot, 1819) (Passeriformes: Icteridae), popularly known as the chestnut-capped blackbird, occurs in Brazil, Uruguay, Argentina, Bolivia, Paraguay, and French Guiana (Narosky and Yzurietta, 2003; IUCN, 2014) and is considered one of the most abundant birds of Rio Grande do Sul (Belton, 1994). The nasal mites previously recorded from this host in Brazil are *Ptilonyssus icteridius* (Strandtmann and Furman, 1956) (Rhinonyssidae) in the state of São Paulo (Amaral and Rebouças, 1974b) and *Boydella agelaii* Fain and Aitken, 1968 (Ereynetidae), in the state of Rio Grande do Sul (Bernardon et al., 2015). The aim of this study was to obtain information on the presence of nasal mites (Rhinonyssidae) in *C. ruficapillus* and to access their prevalence, mean abundance, mean intensity, and range of variation in southern Brazil.

We examined 122 hosts from the municipality of Rio Grande, Rio Grande do Sul, Brazil (32°14'37.24"S; 52°29'38.71"W). Capture, euthanasia, and transportation of the birds was licensed by the Instituto Chico Mendes de Biologia e Conservação (ICMBio No. 41095-3), and approved by the Comissão de Ética em Experimentação Animal da Universidade Federal de Pelotas, UFPel (CEEa/UFPel No. 1477). Host capture took place on the property of Granjas 4 Irmãos SA, where a trap (2.5 m × 2.5 m × 2.5 m) was installed, with water and food for the birds, from 2013 to 2014.

After euthanasia, hosts were placed individually in labeled plastic bags, transported to the Laboratório de Parasitologia de Animais Silvestres (LAPASIL/UFPel), and frozen until processing. For mite collection, a cut was made in 1 nostril, reaching (on the same side) until the external orifice of the ear, and the process was repeated on the opposite side. The turbinates

¹ Corresponding author.

were then sectioned lengthwise and, returning back to the top of the head, further cut at a right angle to the inferior portion (Fain, 1956; Amaral and Rebouças, 1974a). The cavity was washed with a jet of water, the effluent sieved (150 μm open mesh), and both the contents of the effluent and the cavity examined by stereomicroscope (Olympus SZ 61). Mites obtained were fixed in alcohol 70°C ethanol, mounted between a slide and cover slip using Hoyer's media, and photographed under an Olympus BX 41 microscope with an attached camera system.

Mite identifications were based on morphological characteristics in accordance with Furman (1957) and Pence (1975). The calculated parameters were prevalence, mean abundance, mean intensity (Bush et al., 1997), and range of variation (Bush et al., 2001). Images were prepared with Microsoft Adobe's Photoshop CS5 and Vector Magic 1.15. Vouchers were deposited in the Coleção de Artrópodes do Laboratório de Parasitologia de Animais Silvestres (CALAPASIL/UFPel) (numbers 478–488 and 522–525) within the Departamento de Microbiologia e Parasitologia, Instituto de Biologia, Universidade Federal de Pelotas, CP 354, CEP 96010-900, Pelotas, Rio Grande do Sul, Brazil.

Of the 122 *C. ruficapillus* examined, 34 were positive for Rhinonyssidae: *Sternostoma strandtmanni* Furman, 1957 (80 females, 1 male, and 2 larvae) (Figs. 1–3); *Ptilonyssus sairae* Castro, 1948 (45 females) (Figs 4–6); *P. icteridius* (Strandtmann and Furman, 1956) (54 females and 1 male) (Figs. 7–9); and *Ptilonyssus* sp. (2 females), with the latter represented by adult mites that were morphologically different from the other 2 species of *Ptilonyssus*. *Ptilonyssus sairae* was the most prevalent (14.75%), and *S. strandtmanni* was the species with greatest abundance and intensity (Table 1). All mites were found only in the nasal cavity, and co-infections occurred in 15 hosts: infections involving both *P. icteridius* and *P. sairae* occurred in 11 hosts; those involving both *S. strandtmanni* and *P. sairae* occurred in 5 hosts; *S. strandtmanni* and *P. icteridius* in 3 hosts; *P. icteridius* and *Ptilonyssus* sp. in 2 hosts; and *P. icteridius*, *P. sairae*, and *S. strandtmanni* in 3 hosts. We did not analyze pathological aspects of infections as part of this study.

Sternostoma Berlese and Trouessart, 1895, includes a large number of species that parasitize different orders of birds, including the Charadriiformes, Pici-formes, and Passeriformes (Pence, 1973a, 1975; Amaral and Rebouças, 1974b; Domrow, 1978; and Knee

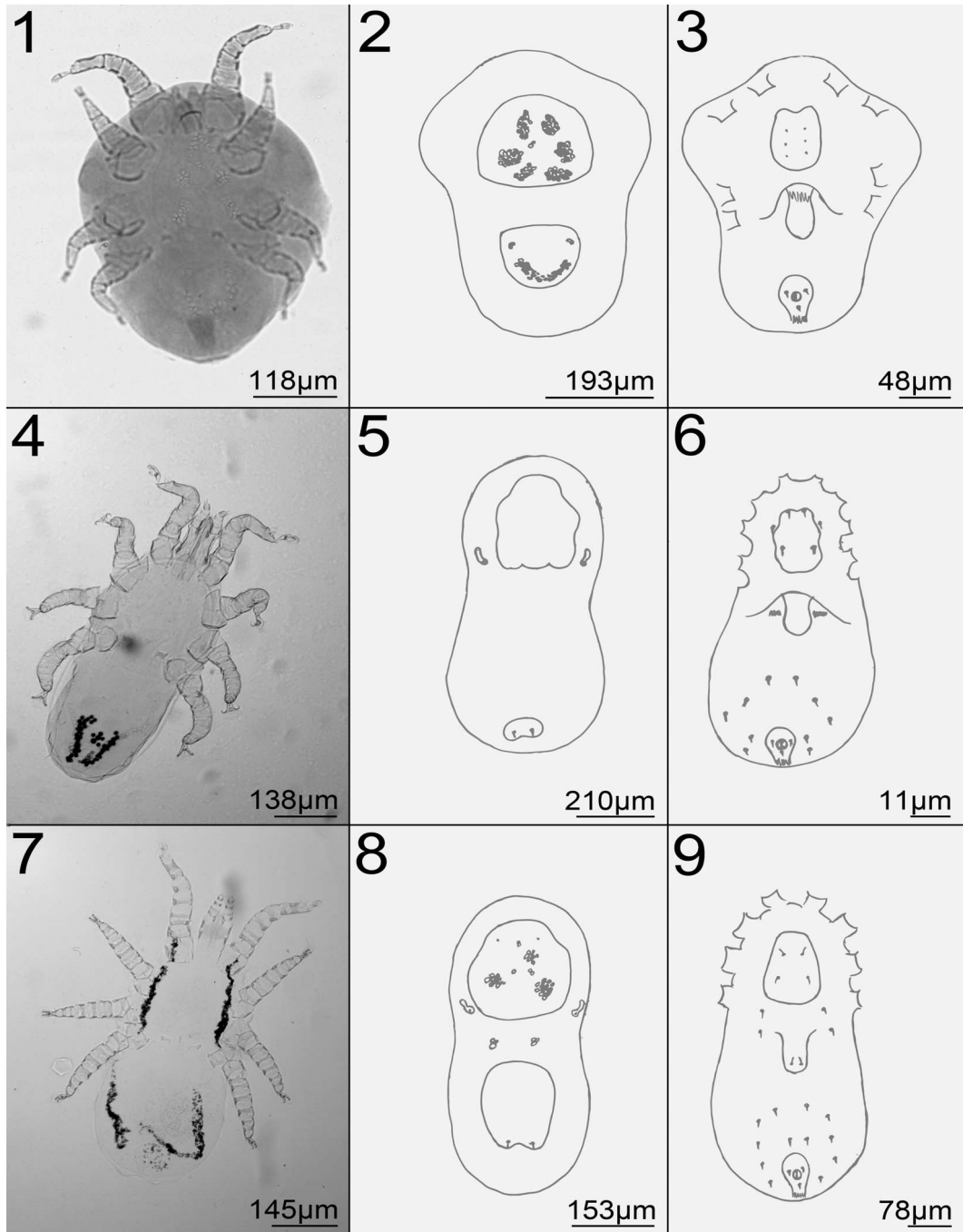
et al., 2008). This mite genus was revised by Furman (1957), who developed a taxonomic key based on the morphological characteristics of females. He described *S. strandtmanni* parasitizing *Agelaius tricolor* (Audubon, 1837), *Agelaius phoeniceus* (Linnaeus, 1766), and *Molothrus ater californicus* Dickey and Van Rossem, 1922 (Passeriformes: Icteridae) in California, U.S.A. Further, Pence (1973a) examined 1,927 nasal mites belonging to 193 species of birds from different families in Louisiana. Ten species of Icteridae were examined by Pence (1973a), 2 of which were positive for *S. strandtmanni*: *Quiscalus mexicanus* Gmelin, 1788, and *Quiscalus quiscula* (Linnaeus, 1758).

Ptilonyssus Berlese and Trouessart, 1889, contains a large number of species, representatives of which occur in Passeriformes, Cathartiformes, Caprimulgi-formes, Falconiformes, Gruiformes, and Apodiformes (Pence, 1973a, 1975; Amaral and Rebouças, 1974b; Domrow, 1978; Knee et al., 2008). *Ptilonyssus sairae* Castro, 1848, was first described parasitizing *Tangara seledon* Muller, 1776 (Thraupidae), in Brazil (Pence, 1972), is common and widespread in the New World, and shows considerable morphological and morphometric variability, but little host specificity, within Passeriformes families (Pence, 1973b).

Ptilonyssus sairae is currently considered a complex, and the morphological descriptors used to differentiate between species are unstable and subject to considerable variation and therefore are, according to Pence and Casto (1976), of little or no taxonomic value. These authors reached this conclusion after carrying out a detailed study on the variation and morphology of the *P. sairae* complex in 32 host species belonging to 8 families of passerines in North America. While *Ptilonyssus constrictus* and *Ptilonyssus constrictus longisetosus* had been synonymized by Pence (1973a), Pence and Casto (1976) proposed that *Ptilonyssus japiuibensis*, *Ptilonyssus japiuibensis cyanocompsae*, *Ptilonyssus agelaii*, *Ptilonyssus teretistris*, *Ptilonyssus ludovicianus*, and *Ptilonyssus garrido* are synonyms to *P. sairae*.

The list of positive hosts for members of the *P. sairae* complex includes the following members of the Icteridae: *Dolichonyx oryzivorus* (Linnaeus, 1758); *A. phoeniceus*; *Agelaius icterocephalus* (Linnaeus, 1766); *Molothrus ater* (Boddaert, 1783); and *Molothrus bonariensis* (Gmelin, 1789) (Pence and Casto, 1976).

Ptilonyssus icteridius has been recorded in members of the Icteridae: *A. phoeniceus*; *Euphagus*



Figures 1–9. Light micrographs (1, 4, 7) and line drawings (2, 3, 5, 6, 8, 9) of Rhinonyssidae of *Chrysomus ruficapillus* (Vieillot, 1819) (Passeriformes: Icteridae) from south Rio Grande do Sul, Brazil. 1–3. *Sternostoma strandmanni* Furman, 1957: 1–2. Dorsal view, 3. Ventral view; 4–6. *Ptilonyssus sairae* Castro, 1948: 4–5. Dorsal view, 6. Ventral view; 7–9. *Ptilonyssus icteridius* (Strandtmann and Furman, 1956): 7–8. Dorsal view, 9. Ventral view.

Table 1. Prevalence (P %), mean abundance (MA \pm SD), mean intensity (MI \pm SD), and range (R) for nasal mite infections (Rhinonyssidae) in *Chrysomus ruficapillus* (Vieillot, 1819) (Passeriformes, Icteridae) from southern Brazil.

Rhinonyssidae	P (%)	MA \pm SD	MI \pm SD	R
<i>Sternostoma strandtmanni</i>	12.29	0.68 \pm 2.65	5.53 \pm 5.67	1 – 20
<i>Ptilonyssus sairae</i>	14.75	0.36 \pm 1.19	2.5 \pm 2.12	1 – 7
<i>Ptilonyssus icteridius</i>	13.93	0.45 \pm 2.26	3.23 \pm 5.40	1 – 21
<i>Ptilonyssus</i> sp.	1.63	0.01 \pm 0.12	1 \pm 1	1

carolinus (Statius Muller, 1776); *Euphagus cyanocephalus* (Wagler, 1829); *Icterus glabula* (Linnaeus, 1758); *M. ater*; *Sturnella magna* (Linnaeus, 1758); *Q. mexicanus* and *Quiscalus quiscula* in Louisiana, U.S.A. (Pence, 1973a); *Sturnella neglecta* in Utah, U.S.A. (Spicer, 1978); *Icterus dominicensis* (Linnaeus, 1766) in Cuba (Cerny and Dusbábek, 1970); and *A. tricolor* and *Xanthocephalus xanthocephalus* (Bonaparte, 1826) in Canada (Knee and Proctor, 2010).

In Brazil, members of the Rhinonyssidae were reported as hosts by Amaral and Rebouças (1974b), who examined 456 mites from birds belonging to 21 families, including the Icteridae. These workers noted the occurrence of *P. icteridius* parasitizing *Icterus jamacaii* (Gmelin, 1788) in the state of Bahia, and *C. ruficapillus* in the state of São Paulo.

Regarding parasitological indices, there is little information on these mites in the parasitological literature. Pence (1973a) examined 82 birds (Icteridae) of 10 species and found the following prevalences (P): *P. icteridius* (P = 7.17%), *P. sairae* (P = 4.88%), and *S. strandtmanni* (P = 3.66%). Spicer (1987) recorded 13 hosts belonging to 4 species of Icteridae, and obtained prevalences of 30.77% for *P. icteridius* and 7.7% for *P. sairae*. The prevalence of species that parasitized *C. ruficapillus* in our study is close to that found by both Pence (1973a) and Spicer (1987), but it should be taken into account that in the present study we examined 122 hosts of the same species of Icteridae. Future studies should be conducted to analyze infections of nasal mites in *C. ruficapillus* relative to host sex and the time of year collected.

This work contributes to the knowledge of the diversity of Icterid nasal mites and provides additional measures of the ecological parameters of prevalence, mean abundance, mean intensity, and range of variation for these mites. Significantly, *S. strandtmanni* and *P. sairae* are recorded for the first time in *C. ruficapillus*, and this is the southernmost report of *P. icteridius* in the Americas.

ACKNOWLEDGMENTS

We thank the *Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade* (ICMBio) for authorizing the collection of hosts and *Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior* (CAPES) for scholarship support of the doctoral studies of the first author. We are also thankful for the financial support provided through edict 2010/32 from CAPES; and especially thank *Granjas 4 Irmãos S.A.* for their assistance throughout the project, which was carried out on their property.

LITERATURE CITED

- Amaral, V., and M. M. Rebouças. 1974a. Métodos para o estudo de ácaros Rinonissídeos, Instituto Biológico de São Paulo, Brazil. 31 pp.
- Amaral, V., and M. M. Rebouças. 1974b. Notas sobre ácaros rinonissídeos de aves brasileiras (Mesostigmata: Rhinonyssidae). *O Biológico* 40:52–56.
- Belton, W. 1994. Aves do Rio Grande do Sul: Distribuição e biologia, UNISINOS, São Leopoldo, Brazil. 548 pp.
- Bernardon, F. F., G. Müller, and C. S. Mascarenhas. 2015. Ereyetidae (Acari: Prostigmata) in *Chrysomus ruficapillus* (Passeriformes: Icteridae) from Brazil. *Revista Mexicana de Biodiversidad* 86:829–831.
- Brooks, D. L., and R. W. Strandtmann. 1960. The nasal mites (Acarina) of some West Texas Flycatchers (Tyrannidae). *The Journal of Parasitology* 46:418–426.
- Bush, A. O., J. C. Fernandez, G. W. Esch and J. R. Seed. 2001. Parasitism: the diversity and ecology of animal parasites. Cambridge University Press, Cambridge, U.K. 497 pp.
- Bush, A. O., K. D. Lafferty, J. M. Lotz, and A. W. Shostak. 1997. Parasitology meets ecology on its own terms: Margolis et al. revisited. *The Journal of Parasitology* 83:575–583.
- Cerny, V., and F. Dusbábek. 1970. The nasal mites of Cuban birds II. Ptilonyssidae and Rhinonyssidae (Acarina: Mesostigmata). *Acarologia* 12:479–491.
- Domrow, R. 1978. Three collections of Rhinonyssine nasal mites from Queensland birds. *Acarologia* 20:487–514.
- Fain, A. 1956. Les acariens de la famille Epidermoptidae et Rhinonyssidae parasites des fosses nasales d'oiseaux au Ruanda-Urundi et au Congo Belge. *Annales du Musee Royal du Congo Belge Tervuren*, 60:1–176.
- Furman, D. P. 1957. Revision of the genus *Sternostoma* Belese and Troussart (Acarina: Rhinonyssidae). *Hilgardia* 26:473–495.

- Guimarães, L. L. B., A. T. B. Wouters, R. A. Casagrande, V. M. Rolim, F. Wouters, I. C. M. Gonçalves, and D. Driemeier.** 2012. Parasitismo pelo ácaro de sistema respiratório *Sternostoma tracheacolum* em um canário belga (*Serius canaria domestica*). *ActaScientiae Veterinariae* 40:1–4.
- IUCN.** 2014. Red List of Threatened Species (online). International Union for Conservation of Nature and Natural Resources. <http://www.iucnredlist.org>. Accessed 2015 Oct 28.
- Knee, W., and H. Proctor.** 2010. Interactive HTML-based dichotomus key to female Rhinonyssidae (Mesostigmata) from birds in Canada. *Canadian Journal of Arthropod Identification* 9:1–64.
- Knee, W., H. Proctor, and T. Galloway.** 2008. Survey of nasal mites (Rhinonyssidae, Ereynetidae and Turninoptidae) associated with birds in Alberta and Manitoba, Canada. *The Canadian Entomologist* 140:364–379.
- Narosky, T., and D. Yzurieta.** 2003. *Aves da Argentina e Uruguay: Guia para la Identificación*. 15th ed. Buenos Aires, Argentina. 348 pp.
- Pence, D. B.** 1972. The nasal mites of birds from Louisiana. IV. The genus *Ptilonyssus* (Dermanyssidae: Rhinonyssinae) with a description of two new species. *The Journal of Parasitology* 58:1162–1169.
- Pence, D. B.** 1973a. The nasal mites of birds from Louisiana. IX. Synopsis. *The Journal of Parasitology* 59:881–892.
- Pence, D. B.** 1973b. The nasal mites of birds from Louisiana. VIII. Additional records and description of a new species (Acarina: Dermanyssidae, Ereynetidae, Epidermoptidae, and Cytoditidae). *The Journal of Parasitology* 59:874–880.
- Pence, D. B.** 1975. Keys, species and host list, and bibliography for nasal mites of North American Birds (Acarina: Rhinonyssidae, Turbinoptinae, Speleognathinae and Cytoditidae). Special Publications the Texas Tech Press, Lubbock, Texas. 8:148 pp.
- Pence, D. B., and S. D. Casto.** 1976. Studies of the variation and morphology of the *Ptilonyssus "sairae"* complex (Acarina: Rhinonyssinae) from North American Passeriform birds. *Journal of Medical Entomology* 13:71–95.
- Proctor, H. C., and Owens, I.** 2000. Mites and birds: diversity, parasitism and coevolution. *Trends in Ecology and Evolution* 15:358–364.
- Spicer, G. S.** 1978. A new species and several new host records of avian nasal mites (Acarina: Rhinonyssidae, Turbinoptinae). *The Journal of Parasitology* 64:891–894.
- Spicer, G. S.** 1987. Prevalence and host-parasite list of some nasal mites from birds (Acarina: Rhinonyssidae, Speleognathidae). *The Journal of Parasitology* 73:259–264.
- Tidemann, S. C., S. McOrist, J. C. Z. Woinarski, and W. J. Freeland.** 1992. Parasitism of wild gouldian finches (*Erythrura gouldiae*) by the air-sac mite *Sternostoma tracheacolum*. *Journal of Wildlife Diseases* 28: 80–84.

Helminths of *Molothrus bonariensis* (Gmelin, 1789) (Passeriformes: Icteridae) from southernmost Brazil

Helmintos of *Molothrus bonariensis* (Gmelin, 1789) (Passeriformes: Icteridae) do extremo sul do Brasil

Fabiana Fedatto Bernardon^{1*}; Tatiele de Aguiar Lopes Soares¹; Thainá Dutra Vieira¹; Gertrud Müller¹

¹ Laboratório de Parasitologia de Animais Silvestres – LAPASIL, Departamento de Microbiologia e Parasitologia, Instituto de Biologia, Universidade Federal de Pelotas – UFPel, Pelotas, RS, Brasil

Received October 15, 2015

Accepted May 11, 2016

Abstract

Information about helminths of *Molothrus bonariensis* (Gmelin, 1789) (Passeriformes: Icteridae) are scarce; in this sense the objective of this paper was to contribute to its knowledge. Five hosts of southern Brazil were examined and the helminths *Prosthogonimus ovatus*, *Tanaisia valida* (Digenea), *Diplotrriaena bargusinica* and *Synhimantus (Dispharynx) nasuta* (Nematoda) were identified. The species *T. valida*, *P. ovatus* and *S. (D.) nasuta* are for the first time registered for the bird in Brazil. *Prosthogonimus ovatus*, *T. valida*, *D. bargusinica* e *S. (D.) nasuta* are first recorded in *M. bonariensis* in the southern Brazilian state Rio Grande do Sul.

Keywords: Shiny cowbird, Trematoda, Nematoda, parasites.

Resumo

Informações sobre helmintos de *Molothrus bonariensis* (Gmelin, 1789) (Passeriformes: Icteridae) são escassas, nesse sentido, o objetivo do trabalho foi contribuir para esse conhecimento. Foram examinados cinco hospedeiros do extremo sul do Brasil, identificou-se os helmintos *Prosthogonimus ovatus*, *Tanaisia valida* (Digenea), *Diplotrriaena bargusinica* e *Synhimantus (Dispharynx) nasuta* (Nematoda). As espécies *T. valida*, *P. ovatus* e *S. (D.) nasuta* são pela primeira vez registradas para a ave no Brasil. *Prosthogonimus ovatus*, *T. valida*, *D. bargusinica* e *S. (D.) nasuta* são pela primeira vez registradas em *M. bonariensis* no estado do Rio Grande do Sul.

Palavras-chave: Vira-bosta, Trematoda, Nematoda, parasitos.

Parasites are among the most common organisms in the world (HOBERG & KUTZ, 2013). They are extremely diversified and play a key role in ecological and evolutionary processes (GOMÉZ & NICHOLS, 2013). Parasitism is one of the most successful ways of living presented by living organisms (POULIN & MORAND, 2000).

Birds are commonly parasitized by trematodes, nematodes, cestodes and acanthocephalans, as well as other groups (AMATO & AMATO, 2010). Taking into account the fact that Brazil presents one of the richest avifaunas in the world, much remains to be explored regarding this subject.

Molothrus bonariensis (Gmelin, 1789) (Passeriformes: Icteridae), known as the shiny cowbird, occurs in South America, islands of Central America, United States and Canada (The IUCN Red List of Threatened Species, 2015). In the state of Rio Grande do Sul, Brazil, they inhabit the entire state, where enormous flocks often gather in cereal crops, especially rice, during and after harvesting (BELTON, 1994). The male is black-feathered with

bluish reflexes, and the female is brown. They feed on seeds and insects, and occasionally on fruits, and often can be seen near to cattle, turning over excrement to look for undigested seeds (EFE et al., 2001).

Information regarding the shiny cowbird is mainly focused on the fact that this species lays its eggs in other birds' nests. In Brazil, approximately 60 species belonging to nine families of Passeriformes are affected by the action of the shiny cowbird. This species is entirely dependent on other bird species for its reproduction, because it has not only lost the ability to build its own nests but also the instinct of taking care of its offspring (BLANCO, 1995; SICK, 1997; EFE et al., 2001; MERMOZ & REBOREDA, 2003; ASTIÉ & REBOREDA, 2006).

Regarding helminths in *M. bonariensis* in Brazil, there have been isolated reports of *Lyperosomum oswaldoi* (Travassos, 1919) (Trematoda: Dicrocoeliidae) (TRAVASSOS et al., 1969), *Diplotrriaena bargusinica* Skrjabin, 1917 (Nematoda: Diplotrriaenidae) (VICENTE et al., 1983) and *Mediorhynchus emberizae* (Rudolphi, 1819) (Acanthocephala: Gigantorhynchidae) (PETROCHENKO, 1971). In this context, the present study had the objective of reporting the presence of helminths associated with *M. bonariensis*.

*Corresponding author: Fabiana Fedatto Bernardon. Universidade Federal de Pelotas – UFPel, CP 354, CEP 96010-900, Pelotas, RS, Brasil.
e-mail: fabifedatto@gmail.com

Five hosts were examined (one male and four females), originating from the municipality of Rio Grande, Rio Grande do Sul, Brazil (32° 14'.37.24" S; 52°29'38.71" W) two birds in the summer and three in the winter. They were accidentally sampled in a trap that had been set to catch *Chrysomus ruficapillus* (Vieillot, 1819) (Passeriformes: Icteridae), in accordance with a license granted by the Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade (ICMBio No. 41095-3) and approval granted by the Comitê de Ética e Experimentação Animal from the Universidade Federal de Pelotas (CEEa/UFPeL No. 147), covering the period of 2013-2015.

These specimens of *Molothrus bonariensis* were euthanased, individually placed in identified plastic bags, and were transported to the Laboratório de Parasitologia de Animais Silvestres (LAPASIL/UFPeL) and frozen until processing. To collect helminths, were necropsied and their organs (mouth, esophagus, proventriculus, gizzard, cecum, small and large intestines, trachea, lungs, heart, liver, gall bladder, pancreas, reproductive system, kidneys, cloaca and air sacs) were separated from each other, opened and rinsed with running water under a sieve of mesh size 150 µm.

The helminths were fixed in AFA for 24 hours and were stored in accordance with the protocol proposed by Amato & Amato, 2010. Trematodes were stained with Langeron's carmine and nematodes were clarified with Aman's lactophenol. They were mounted on permanent and semi-permanent slides and photographed through a microscope (Olympus® BX 41) with a coupled camera system. Morphological and morphometric identification were performed in accordance with Freitas (1951), Kohn & Fernandes (1972), Gibson et al. (2002), Bray et al. (2008), Lunaschi et al. (2015) for Digenea, and with Vicente et al. (1983), Zhang et al. (2004) and Anderson et al. (2009), for Nematoda. The parameters calculated were prevalence (P), mean abundance (MA) and mean intensity of infection (MI), in accordance with Bush et al. (1997). The voucher specimens were deposited in the "Coleção de Helminthos do Laboratório de Parasitologia de Animais Silvestres" from Instituto de Biologia, Universidade Federal de Pelotas (CHLAPASIL/UFPeL) (No. 612 to 616).

Out of the five hosts *Molothrus bonariensis* examined four were positive for helminths (only females). Were identified two species of Trematoda *Prosthogonimus ovatus* (Rudolphi, 1803) (Lühe, 1899) (Prostogonimidae) (n = 5) and *Tanaisia valida* Freitas, 1951 (Eucotylidae) (n = 20) and two Nematoda *Diplotriaeana bargusínica* Skrjabin, 1917 (Diplotriaeinidae) (n = 37) (20 males and 17 females) and *Synhimantus (Dispharynx) nasuta* (Rudolphi, 1819) Chabaud, 1975 (Acuariidae) (n = 2) (one male and one

female), the results for each host and the parasitological indexes are presented in Table 1. *Diplotriaeana bargusínica* was the most prevalent parasite and the one with the highest mean infection intensity, followed by *T. valida*. The trematode *P. ovatus* and *T. valida* co-occurred (one host); *D. bargusínica* and *T. valida* (one host) and *D. bargusínica* and *S. (D.) nasuta* (one host). There were not analyzed pathological aspects related to the identified helminths.

The morphological identification of each species was carried out according to the characteristics described by the previously mentioned authors. We present below the relevant aspects of each helminth. *P. ovatus* (Figure 1) is characterized by having the piriformis body, subterminal oral sucker, muscular pharynx present (Figure 2), simple intestinal cecum, few meandering surpassing the testicles. Acetabulum pre-equatorial, terminal genital pore located next to the oral sucker. Cirrus sac extending from the genital pore to the level of esophageal bifurcation, well-developed testicles, post-acetabular, post-ovarian, equatorial (Figure 3). Ovary pretesticular lobed, Mehlis gland situated below the ovary, uterus occupies half of the body and the excretory portion is terminal.

Tanaisia valida has elongated body, flattened, in tegument with thorns, vitelline glands begging in post-ovarian region to the back of the body (Figure 4), oral sucker subterminal, non visible acetabulum, muscular pharynx (Figure 5), intestinal cecum is positioned dorsally in relation to the gonads fused near to end of the body. Lobate testis with diagonal layout, pre-equatorial, post-ovarian (Figure 6). Lobate ovary, uterus with a large number of eggs, these yellow-brownish color with a smooth shell.

In the anterior region of *D. bargusínica* has a trident well developed (Figure 7), trident with tapered apex (Figure 8), females has a genital opening near to the anterior region (Figure 9), eggs with size range of 0.044 × 0.029mm (Figure 10), females with posterior rounded region (Figure 11), males with uneven spicules with small number of papillae (Figure 12).

Synhimantus (D.) nasuta (Figure 13) has a filiform body, cuticle striated crosswise, small and conic lips, four cords recurrent non anastomosing beginning on surface dorsal and ventral of the oral opening extending to the posterior portion of the muscle esophagus and bifurcated cervical papillae (Figure 14) Females presented well-developed uterine, vulvar opening near the posterior end of the body (Figure 15). Males presented curved caudal end, nine pairs of caudal papillae, four pairs pre-cloacal and five post-cloacal (Figure 16), unequal and dissimilar spicules (Figure 17).

The trematodes Prostogonimidae (Lühe, 1909) have worldwide distribution. They are parasites of the bursa of Fabricius, oviduct,

Table 1. Helminths and parasitological indexes of *Molothrus bonariensis* (Passeriformes: Icteridae) are from Rio Grande, Rio Grande do Sul, Brazil.

Helminths	Host	Total helminths/Host	P (%)	MA	MI
Trematoda					
<i>Prosthogonimus ovatus</i> (Rudolphi, 1803)	Mb*3	5	20	1	5
<i>Tanaisia valida</i> Freitas, 1951	Mb*3, Mb*4	11; 9	40	4	10
Nematoda					
<i>Diplotriaeana bargusínica</i> Skrjabin, 1917	Mb*2, Mb*4, Mb*5	18; 18; 1	60	7.4	12.3
<i>Synhimantus (D.) nasuta</i> Skrjabin, 1917 Chabaud, 1975	Mb*5	2	20	0.4	2

Mb=*Molothrus bonariensis*; *Female; Mb1=host negative.

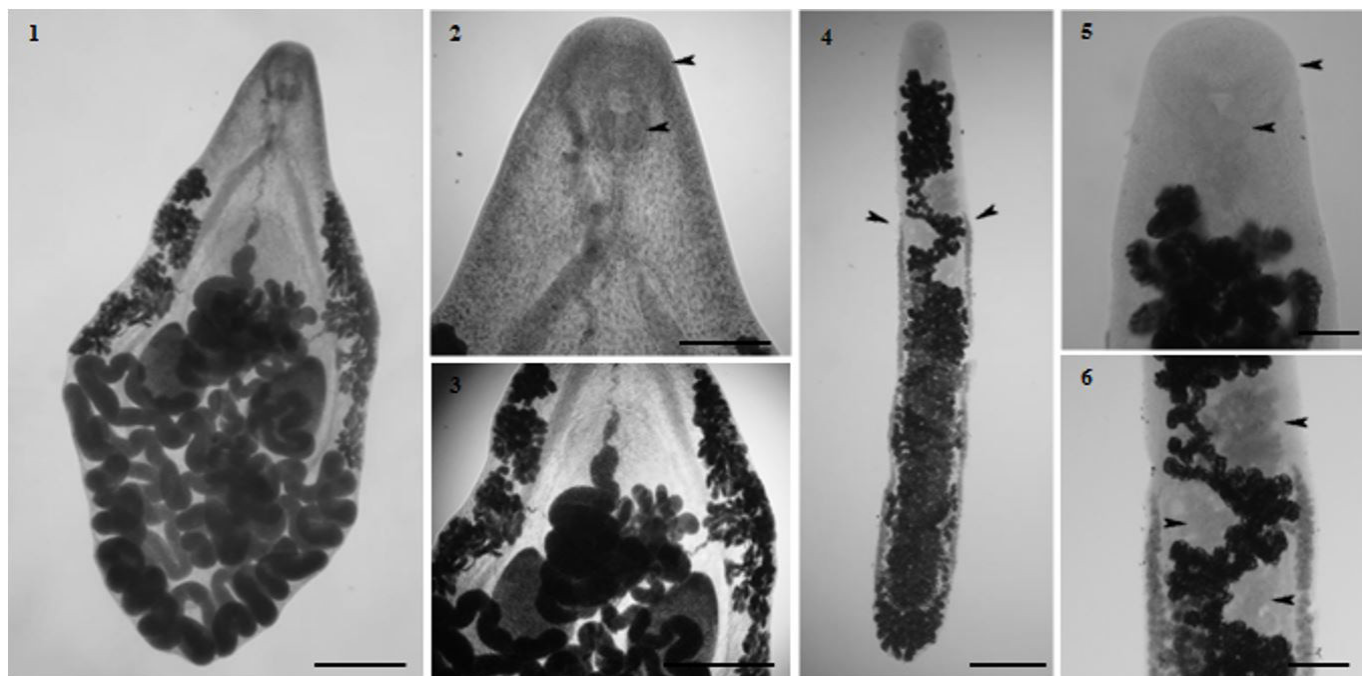


Figure 1-6. 1-3- *Prosthogonimus ovatus* (Rudolphi, 1803) (Lühe, 1899) (Trematoda: Prostogonimidae) of *Molothrus bonariensis* (Gmelin, 1789) (Passeriformes: Icteridae) from southern Brazil. 1- ventral view of *P. ovatus*; bar = 0.6 mm; 2- arrows point to the oral suckers and pharynx; bar = 0.25 mm; 3- median area of the body, vitellaria, ovary and testicles; bar = 0.68 mm. 4-6 *Tanaisia valida* Freitas, 1951 (Trematoda: Eucotylidae) of *M. bonariensis*. 4- ventral view of *T. valida*; Arrows point out the beginning of the vitelline glands; bar = 0.39 mm; 5- anterior area, arrows point to the terminal oral sucker and pharynx; bar = 0.08 mm; 6- median area of the body, arrows point to ovary and lobate testes; bar = 0.14 mm.

cloaca or nictitating membrane of birds, in mammals are found in the intestine, liver and body cavity (BRAY et al., 2008).

In Brazil, *P. ovatus* were registered in the bursa of Fabricius of *Gallus gallus domesticus* (Linnaeus, 1758) (Galliformes: Phasianidae) (n = 17) P = 17.6% and in wild birds: *Theristicus caerulescens* (Vieillot, 1817) (n = 6) P = 16.6%; *Mesembrinibis cayennensis* (Gmelin, 1789) (n = 3) P = 33.3% (Pelecaniformes: Threskiornithidae); *Piaya cayana* (Linnaeus, 1766) (Cuculiformes: Cuculidae) (n = 3) P = 33.3%; *Monasa nigrifrons* (Spix, 1824) (Galbuliformes: Bucconidae) (n = 10) P = 10.0% *Cyanocorax cyanomelas* (Vieillot, 1818) (Passeriformes: Corvidae) (n = 4) P = 25.0% *Xiphorhynchus guttatus* (Lichtenstein, 1820) (Passeriformes: Dendrocolaptidae) (n = 1) P = 100% (TRAVASSOS, 1928; TRAVASSOS et al., 1969).

Kohn & Fernandes (1972) reported the occurrence of *P. ovatus* in *Pteroglossus aracari* (Linnaeus, 1758) (Piciformes: Ramphastidae), *Cairina moschata* (Linnaeus, 1758) and *Cairina moschata domesticus* (Anseriformes: Anatidae), *Crotophaga major* Gmelin, 1788 (Cuculiformes: Cuculidae), *Theristicus caerulescens* (Vieillot, 1817) (Pelecaniformes: Threskiornithidae), *Hydropsalis* Wagler, 1832 (Caprimulgiformes: Caprimulgidae), *Leptoptila verreauxi* Bonaparte, 1855 (Columbiformes: Columbidae), in the Charadriiformes: *Thalasseus maximus* (Boddaert, 1783) (Sternidae), *Gallinago paraguayana* (Vieillot, 1816) (Scolopacidae), *Larus* Linnaeus, 1758 and *Larus dominicanus* (Laridae) in Passeriformes: *Tangara sayaca* (Linnaeus, 1766) and *Lanio melanops* (Vieillot, 1818) (Thraupidae), *Turdus amaurochalinus* Cabanis, 1850 (Turdidae), *Taraba major* Gmelin, 1788 (Thamnophilidae), *Cyanocorax chrysops*

(Vieillot, 1818) (Corvidae), *Icterus croconotus* (Wagler, 1829) and *Sturnella superciliaris* (Bonaparte, 1840) (Icteridae).

In Rio Grande do Sul, Monteiro et al. (2007) identified *P. ovatus* in waterbirds, *Dendrocygna bicolor* (Vieillot, 1816) (n = 33), P = 3.0% and MI = 1; and *Netta peposaca* (Vieillot, 1816) (n = 20), P = 15.0% and MI = 4.3 (Anseriformes: Anatidae); and in *Phalacrocorax brasilianus* (Gmelin, 1789) (n = 47), P = 2.1% and MI = 1 (Suliformes: Phalacrocoracidae). Mascarenhas et al. (2009) identified it in *Paroaria coronata* (Miller, 1776) (n = 40), P = 7.5% and MI = 3 (Passeriformes: Thraupidae).

According to Boddeke (1960) the life cycle of *P. ovatus* involves two intermediate hosts, the first is a mollusk and the second are young forms of Odonata. The bird infection occurs through ingestion of young or adult dragonflies containing the encysted metacercariae (BODDEKE, 1960). In laying birds, they affect egg production, through causing a decline in egg formation, or non-formation (OLSEN, 1974).

Tanaisia Skrjabin, 1924, parasitizes the renal tubules and kidneys of birds. In Brazil, it has mainly been reported in Passeriformes, although there have been records of occurrences in Cuculiformes, Charadriiformes, Gruiformes and Strigiformes. The Eucotylidae taxonomy is a complex one due to morphological structures that characterize the genera and species (integument, position and shape of the testis and ovaries, etc.).

Lunaschi et al. (2015) redescribed *Tanaisia dubia* Freitas, in 1951, had created a key to the Neotropical species *Tanaisia* and a key to the Tanaisiinae genera that gives support in species

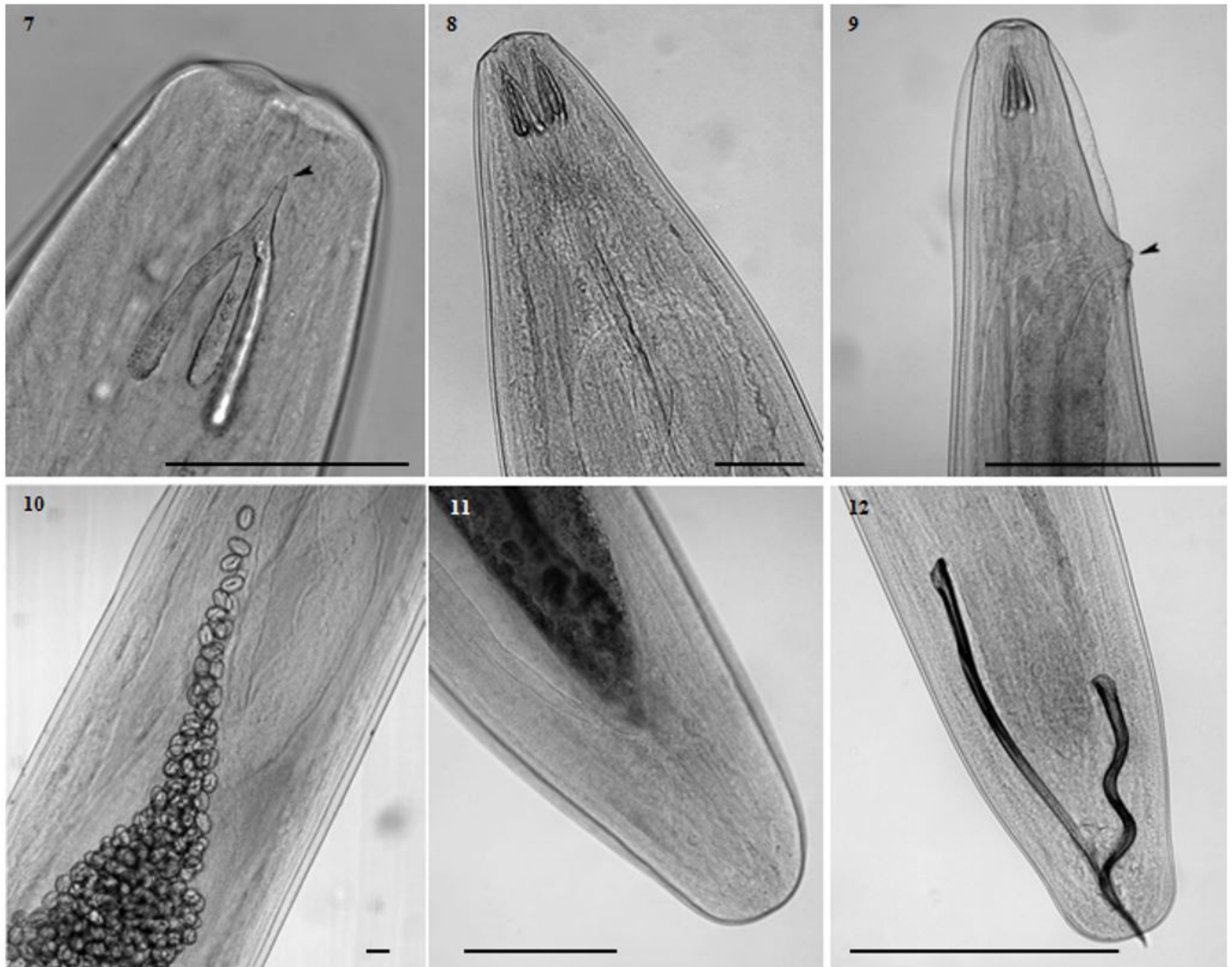


Figure 7-12. *Diplotriaena bargusinica* Skrjabin, 1917 (Nematoda: Diplotriaenidae) of *Molothrus bonariensis* (Gmelin, 1789) (Passeriformes: Icteridae) from southern Brazil. 7- dorsal view, smooth trident highlighted, arrow points to the apex of the tapered trident. bar = 0.14 mm; 8- dorsal view of the anterior area; bar = 0.14 mm; 9- anterior area of the female, arrow points to genital opening; bar = 0.35 mm; 10- posterior area of the male, detail of bigger and smaller spicules; bar = 0.5 mm; 11- posterior area of the female; bar = 0.25 mm; 12- median area of the female, detail of the eggs; bar = 0.05 mm.

identification. Those authors pointed out the extent of vitelline glands as an important morphological characteristic to distinguish three genres of Tanaisiinae, and in the species of *Tanaisia* the vitelline glands extend up from ovarian or testicular region.

Tanaisia valida Freitas, 1951 was described in *Himantopus melanurus* Vieillot, 1817 (Charadriiformes: Recurvirostridae) in the state of Rio de Janeiro and, later on, was reported by Mascarenhas et al. (2009), in *Paroaria coronata* (Miller, 1776) (Passeriformes: Thraupidae) ($n = 40$), with $P = 2.5\%$, $MA = 0.05$ and $MI = 2$, in the state of Rio Grande do Sul.

In South America, other authors have had identified *T. valida* in Charadriiformes. In Peru, Ibañez-Herrera (1998) recorded *T. valida* parasitizing kidneys in *Himantopus melanurus* Vieillot, 1817 (Recurvirostridae) without presenting parasitological and sample size indexes, because it is a list of species for the fauna of Peru, later Tantalean et al. (1992) recorded in *Phalaropus tricolor*

(Vieillot, 1819) (Scolopacidae) in the same country. *Tanaisia valida* was identified in *Charadrius wilsonia* Ord, 1814 (Charadriidae) ($n = 1$) ($P = 100\%$) ($MI = 4$) in Colombia (LUNASCHI et al. 2015).

About the life cycle of *T. valida* does not exist information, however considering the life cycle of Tanaisiinae, the birds become infected by ingesting (Mollusca: Gastropoda) containing metacercariae (LUNASCHI et al. 2015).

Diplotriaena Railliet & Henry, 1909, has parasitic specificity restricted to birds and is distributed among Anseriformes, Apodiformes, Galliformes, Charadriiformes, Columbiformes, Piciformes and Passeriformes, with wide geographic distribution (VICENTE et al., 1983; ATKINSON et al., 2009).

In Brazil *D. bargusinica* was reported by Vicente et al. (1983) parasitizing some Passeriformes in different areas of the country: *Cacicus cela* (Linnaeus, 1758), *Cacicus haemorrhous* (Linnaeus, 1766),

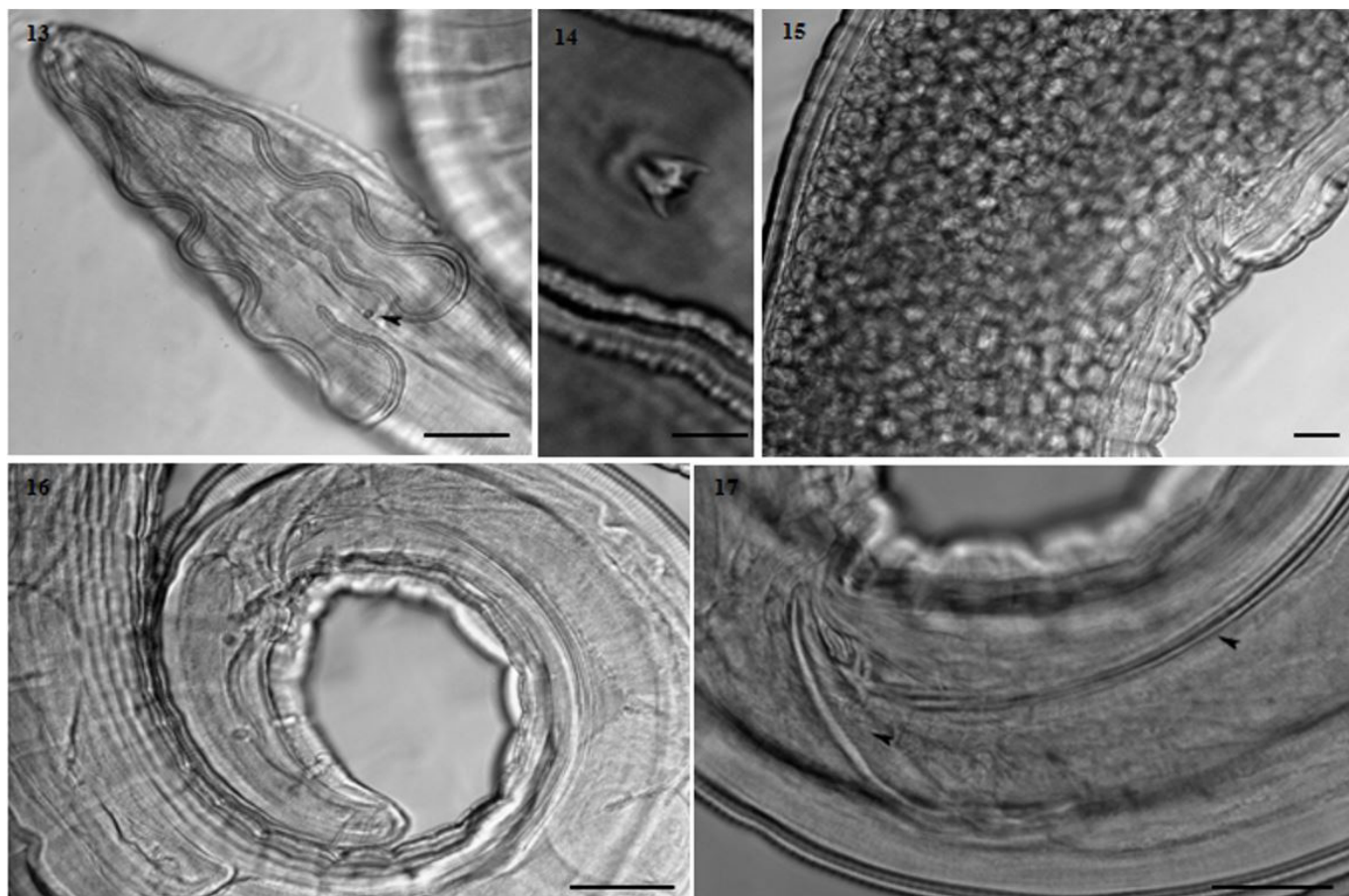


Figure 13-17. *Synhimantus (Dispharynx) nasuta* (Rudolphi, 1819) Chabaud, 1975 (Nematoda: Acuariidae) of *Molothrus bonariensis* (Gmelin, 1789) (Passeriformes: Icteridae) from southern Brazil. 13- recurrent cords of *S. (D.) nasuta*, arrow points to the papilla; bar = 0.07 mm; 14- detail of the bifurcated cervical papilla; bar = 0.01 mm; 15- genital opening of the female; bar = 0.03 mm; 16- posterior area of the male, detail of pre and post-cloacal papillae; bar = 0.17 mm; 17- lateral view, arrows point to uneven spicules; BAR = 0.8 mm.

Gnorimopsar chopi (Vieillot, 1819), *Icterus croconotus* (Wagler, 1829), *Icterus* sp., *Psarocolius decumanus maculosus* (Chapman, 1920), *Molothrus bonariensis* (Gmelin, 1789) (Icteridae) and *Xiphocolaptes major castaneus* Ridgway, 1890 (Dendrocolaptidae), in the states of Mato Grosso do Sul, São Paulo and Pará and in Paraguay, without informing the number of birds examined or their indexes.

Pinto et al. (1997) reported the presence of *D. bargusina* for the first time in *Cyanocorax cyanomelas* (Vieillot, 1818) (Corvidae) in the state of Mato Grosso do Sul, from samples collected between 1921 and 1925 in scientific expeditions conducted in Brazil, without informing the number of birds examined or their indexes. Gonçalves et al. (2002) found *D. bargusina* in the body cavity of three individuals of *Psarocolius bifasciatus* (Spix, 1824) (Icteridae) in the state of Amazonas and Carvalho et al. (2007) in air sacs of *Paroaria dominicana* (Linnaeus, 1758) (Emberizidae) (n = 34), P = 8.8%, MA = 0.32 and MI = 3.66, in the state of Bahia.

Anderson (1962), performed experimental infection with *D. bargusina* in wild birds (Turdidae and Icteridae) and described details of its biological cycle which uses grasshoppers (Orthoptera) as intermediate hosts. Birds become infected by ingesting grasshoppers that contain third-stage larvae, and the

adult nematodes become established in the air sacs of the host (ANDERSON, 2000). The clinical signs common to parasitized birds are lethargy, labored breathing, size and weight below average and little plumage (ATKINSON et al., 2009).

Synhimantus (D.) nasuta has worldwide distribution and parasitizes the proventriculus and gizzard of birds. In Brazil, it has been found in Galliformes of economic importance, and also in Columbiformes, Cuculiformes, Strigiformes, Falconiformes, Charadriiformes and Passeriformes (BARTMANN & AMATO, 2009).

In Rio Grande do Sul, *S. (D.) nasuta* was reported in *Paroaria coronata* (Miller, 1776) (Passeriformes: Thraupidae) (n = 40), P = 2.5%, MA = 0.1 and MI = 4, by Mascarenhas et al., 2009; in *Guirra guirra* (Gmelin, 1788) (n = 120), P = 28.3%, MA = 2.28 and MI = 8.8; in *Crotophaga ani* Linnaeus, 1758 (Cuculiformes: Cuculidae) (n = 120), P = 26.7%, MA = 1.32 and MI = 5.1, by Bartmann & Amato (2009); in *Columbina picui* (Columbiformes: Columbidae) (n = 34), P = 5.9%, MA = 1.1 and MI = 19.5, by Coimbra et al. (2009); in *Vanellus chilensis* (Molina, 1782) (Charadriiformes: Charadriidae) (n = 28), P = 28.6%, MA = 4.11 and MI = 14.38, by Avancini (2009); in *Passer domesticus* (Linnaeus, 1758) (Passeriformes: Passeridae) (n =

160), $P = 0.63\%$, $MA = 0.11$ and $MI = 18$, by Calegare-Marques & Amato (2010); and in *Pitangus sulphuratus* (Passeriformes: Tyrannidae) ($n = 78$), $P = 3.85\%$, $MA = 0.10$ and $MI = 2.66$, by Mendes (2011).

The biological cycle of *S. (D.) nasuta* is heteroxenous, using terrestrial isopods, orthopterans, beetles or millipedes (GOBLE & KUTZ, 1945). The larvae develop in non-specific tissues of isopods, in which they become encapsulated and are later on ingested by birds (ANDERSON, 2000). The effects on the definitive host are related to the parasitic load, usually comprising inflammations, granulomas and lesions in the proventriculus. In wild birds, these macroscopic and histopathological alterations were described by Bartmann & Amato (2009).

In general, the parasitological indexes of *M. bonariensis* are similar to those found by those previously mentioned authors, considering that the previous studies had sample sizes close to the one of the present study future research is needed to complement existing information in order to contribute to the understanding of the biology and ecology of these organisms.

In Brazil, for the first time the species *T. valida*, *P. ovatus* e *S. (D.) nasuta* are recorded parasitizing *M. bonariensis*. *Prosthogonimus ovatus*, *T. valida*, *D. bargusina* e *S. (D.) nasuta* characterize first record in *M. bonariensis* in Rio Grande do Sul. Whereas the helminthological information for the specie are scarce, this work expands the knowledge to Icteridae and *Molothrus bonariensis*.

Acknowledgements

The authors thank the contributions of the reviewers of the Brazilian Journal of Veterinary Parasitology, at the Coordenação de Aperfeiçoamento do Pessoal de Nível Superior (CAPES) for the doctoral scholarship of the first author, for the financial support provided through announcement no. 2010/032 and Granjas 4 Irmãos S.A. for its assistance in collecting the birds on its property.

References

- Amato JFR, Amato SB. Técnicas gerais para coleta e preparação de helmintos endoparasitos de aves. In: Von Matter S, Straube FC, Accordi I, Piacentini V, Cândido JF Jr. *Ornitologia e conservação: ciência aplicada, técnicas de pesquisa e levantamento*. Rio de Janeiro: Technical Books; 2010. p. 369-393.
- Anderson RC, Chabaud AG, Willmott S. *Keys to the Nematode parasites of vertebrates: archival volume*. London: CABI International; 2009. 463 p.
- Anderson RC. *Nematode parasites of vertebrates: their development and transmission*. 2nd ed. London: CABI International; 2000. 650 p.
- Anderson RC. On the development, morphology, and experimental transmission of *Diplotrriaena bargusina* (Filaroidea: Diplotrriaenidae). *Can J Zool* 1962; 40(7): 1175-1186. <http://dx.doi.org/10.1139/z62-093>.
- Astíe AA, Reboreda JC. Costs of egg punctures and parasitism by shiny cowbirds (*Molothrus bonariensis*) at creamy-bellied thrush (*Turdus amaurochalinus*) nests. *Auk* 2006; 123(1): 23-32. [http://dx.doi.org/10.1642/0004-8038\(2006\)123\[0023:COEPAP\]2.0.CO;2](http://dx.doi.org/10.1642/0004-8038(2006)123[0023:COEPAP]2.0.CO;2).
- Atkinson CT, Thomas NJ, Hunter DB. *Parasitic diseases of wild birds*. Ames: Wiley-Blackwell; 2009. 592 p.
- Avancini LF. *Helmintos e artrópodes de Vanellus chilensis (Molina, 1782) quero-quero, da região sul do Rio Grande do Sul* [Dissertação]. Pelotas: Universidade Federal de Pelotas; 2009.
- Bartmann A, Amato SB. *Dispharynx nasuta* (Nematoda: Acuariidae) em *Guira guira* e *Crotophaga ani* (Cuculiformes: Cuculidae) no Estado do Rio Grande do Sul, Brasil. *Cienc Rural* 2009; 39(4): 1152-1158. <http://dx.doi.org/10.1590/S0103-84782009005000059>.
- Belton W. *Aves do Rio Grande do Sul: distribuição e biologia*. São Leopoldo: UNISINOS; 1994. 548 p.
- Blanco DE. Parasitismo de cria del Tordo Renegrido *Molothrus bonariensis* sobre *Agelaius ruficapillus*, en el este de la provincia de Buenos Aires. *El Hornero* 1995; 14(1-2): 44-45.
- Boddeke R. The life history of *Prosthogonimus ovatus* Rudolphi II. The intermediate hosts. *Trop Geogr Med* 1960; 12: 363-377.
- Bray RA, Gibson DI, Jones A. *Keys to Trematoda*. London: CABI International/Natural History Museum; 2008. vol. 3, 824 p.
- Bush AO, Lafferty KD, Lotz JM, Shostak AW. Parasitology meets ecology on its own terms: Margolis et al. revisited. *J Parasitol* 1997; 83(4): 575-583. <http://dx.doi.org/10.2307/3284227>. PMID:9267395.
- Calegare-Marques C, Amato SB. Helminths of introduced house sparrows (*Passer domesticus*) in Brazil: does population age affect parasite richness? *Iheringia. Série Zool* 2010; 100(1): 73-78.
- Carvalho AR, Daemon E, Souza-Lima S. Relação entre o peso do baço e infecção por helmintos em galo de campina *Paroaria dominicana* (Linnaeus, 1758) (Passeriformes, Emberizidae) do estado da Bahia, Brasil. *Rev Bras Zool* 2007; 9(2): 219-224.
- Coimbra MAA, Mascarenhas CS, Krüger C, Muller G. Helminths parasitizing *Columbina picui* (Columbiformes: Columbidae) in Brazil. *J Parasitol* 2009; 95(4): 1011-1012. <http://dx.doi.org/10.1645/GE-1948.1>. PMID:20050007.
- Efe MA, Mohr LV, Bugoni L. *Guia ilustrado das aves dos parques de Porto Alegre*. Porto Alegre: PROAVES/SMAM/COPELUL/CEMAVE; 2001. 144 p.
- Freitas JFT. Revisão da família Eucotylidae Skrjabin, 1924 (Trematoda). *Mem Inst Oswaldo Cruz* 1951; 49: 33-123. <http://dx.doi.org/10.1590/S0074-02761951000100003>. PMID:14890534.
- Gibson DI, Jones A, Bray RA. *Keys to the Trematoda*. London: CABI International/The Natural History Museum; 2002. vol. 1, 521 p.
- Goble FC, Kutz HL. The genus *Dispharynx* (Nematoda: Acuariidae) in Galliform and Passariform birds. *J Parasitol* 1945; 31(5): 323-331. <http://dx.doi.org/10.2307/3273088>.
- Gómez A, Nichols E. Neglected wild life: Parasitic biodiversity as a conservation target. *Int J Parasitol. Parasit Wildl* 2013; 2: 222-227. <http://dx.doi.org/10.1016/j.ijppaw.2013.07.002>.
- Gonçalves AQ, Vicente JJ, Pinto RM. Nematodes of Amazonian vertebrates deposited in the Helminthological Collection of the Oswaldo Cruz Institute with new records. *Rev Bras Zool* 2002; 19(2): 453-465. <http://dx.doi.org/10.1590/S0101-81752002000200011>.
- Hoberg EP, Kutz SJ. Parasites. In: Bültmann H, Ims RA, Fridriksson F, Hoberg EP, Meltote H, Ganter B, Josefson A. *Arctic biodiversity assessment: status and trends in Arctic biodiversity* [online]. Akureyri: Conservation of Arctic Flora and Fauna; 2013 [cited 2015 Sep 02]. Available from: <http://www.arcticbiodiversity.is/the-report/chapters/parasites>

- Ibañez-Herrera, N. Mención de algunos tremátodos en la fauna helmintológica peruana. *Rev Per Parasit* 1998; 13: 90-96.
- Kohn A, Fernandes BMM. Sobre a valiedade das espécies pertencentes ao gênero *Prosthogonimus* Luehe, 1899, da coleção helmintológica do Instituto Oswaldo Cruz. *Mem Inst Oswaldo Cruz* 1972; 70(3): 309-325. <http://dx.doi.org/10.1590/S0074-02761972000300005>.
- Lunaschi LI, Drago FB, Draghi R. Redescription of *Tanaisia dubia* (Digenea) from the northeast region of Argentina, with a key to Neotropical species of the genus, and a key to genera of Tanaisiinae. *Rev Mex Biodiv* 2015; 86(4): 888-895. <http://dx.doi.org/10.1016/j.rmb.2015.06.012>.
- Mascarenhas CS, Krüger C, Müller G. The helminth fauna of the red-crested cardinal (*Paroaria coronata*) Passeriformes: Emberizidae in Brazil. *Parasitol Res* 2009; 105(5): 1359-1363. <http://dx.doi.org/10.1007/s00436-009-1569-8>. PMID:19636590.
- Mendes MM. *Helmintos e ácaros nasais parasitos de Pitangus sulphuratus* (Passeriformes: Tyrannidae), bem-te-vi, no Rio Grande do Sul [Dissertação]. Pelotas: Universidade Federal de Pelotas; 2011.
- Mermoz ME, Reboreda JC. Reproductive success of shiny cowbird (*Molothrus bonariensis*) parasitizing the larger brown-and-yellow marshbird (*Pseudoleistes virescens*) in Argentina. *Auk* 2003; 120(4): 1128-1139. [http://dx.doi.org/10.1642/0004-8038\(2003\)120\[1128:RSOSCM\]2.0.CO;2](http://dx.doi.org/10.1642/0004-8038(2003)120[1128:RSOSCM]2.0.CO;2).
- Monteiro CM, Amato JFR, Amato SB. *Prosthogonimus ovatus* (Rudolphi) (Digenea, Prosthogonimidae) em três espécies de aves aquáticas da Região Sul do Brasil. *Rev Bras Zool* 2007; 24(1): 253-257. <http://dx.doi.org/10.1590/S0101-81752007000100035>.
- Olsen OW. *Animal parasites: their life cycles and ecology*. Baltimore: University Park Press; 1974. 562 p.
- Petrochenko VI. *Acanthocephala of domestic and wild animals*. Jerusalém: Israel Program for Scientific Translations; 1971. vol. 2, 478 p.
- Pinto RM, Vicente JJ, Noronha D. Nematode Parasites of Brazilian Corvid Birds (Passeriformes): a general survey with a description of *Viktorocara brasiliensis* n. sp. (Acuariidae, Schistorophinae). *Mem Inst Oswaldo Cruz* 1997; 92(2): 209-214. <http://dx.doi.org/10.1590/S0074-02761997000200013>.
- Poulin R, Morand S. The diversity of parasites. *Q Rev Biol* 2000; 75(3): 277-293. <http://dx.doi.org/10.1086/393500>. PMID:11008700.
- Sick H. *Ornitologia brasileira*. Rio de Janeiro: Editora Nova Fronteira; 1997. 862 p.
- Tantalean M, Sarmiento LB, Huiza AF. Digeneos (Trematoda) del Perú. *Bol Lima* 1992; 80: 47-84.
- The IUCN Red List of Threatened Species [online]. Gland: International Union for Conservation of Nature and Natural Resources; 2015 [cited 2015 Aug 20]. Available from: <http://www.iucnredlist.org>.
- Travassos L, Teixeira de Freitas JF, Kohn A. Trematódeos do Brasil. *Mem Inst Oswaldo Cruz* 1969; 67: 1-886.
- Travassos L. Fauna helminthologica de Matto Grosso (Trematódeos -1ª parte). *Mem Inst Oswaldo Cruz* 1928; 21(2): 323-338. <http://dx.doi.org/10.1590/S0074-02761928000200002>.
- Vicente JJ, Pinto RM, Noronha D. Estudo das espécies brasileiras do gênero *Diplotrinaena* Henry & Ozoux, 1909 (Nematoda, Filarioidea). *Mem Inst Oswaldo Cruz* 1983; 78(2): 165-182. <http://dx.doi.org/10.1590/S0074-02761983000200005>.
- Zhang L, Brooks DR, Causey D. Two species of *Synhimantus* (*Dispharynx*) Railliet, Henry and Sissoff, 1912 (Nematoda: Acuarioidea: Acuariidae) in passerine birds from the area the Conservación Guanacaste, Costa Rica. *J Parasitol* 2004; 90(5): 1133-1138. <http://dx.doi.org/10.1645/GE-3253>. PMID:15562615.



Morphological, molecular and phylogenetic analyses of *Diplotrriaena bargusinica* Skrjabin, 1917 (Nematoda: Diplotrriaenidae)

Thainá Dutra Vieira*, Marcia Raquel Pegoraro de Macedo, Fabiana Fedatto Bernardon, Gertrud Müller

^a Laboratório de Parasitologia de Animais Silvestres, Departamento de Microbiologia e Parasitologia, Instituto de Biologia, Universidade Federal de Pelotas, Campus Universitário, Caixa postal: 354, CEP 96010-900 Pelotas, Rio Grande do Sul, Brazil

ARTICLE INFO

Keywords:

Diplotrriaenoidea
rDNA
18S region
Spirurina

ABSTRACT

The nematode *Diplotrriaena bargusinica* is a bird air sac parasite, and its taxonomy is based mainly on morphological and morphometric characteristics. Increasing knowledge of genetic information variability has spurred the use of DNA markers in conjunction with morphological data for inferring phylogenetic relationships in different taxa. Considering the potential of molecular biology in taxonomy, this study presents the morphological and molecular characterization of *D. bargusinica*, and establishes the phylogenetic position of the nematode in Spirurina. Twenty partial sequences of the 18S region of *D. bargusinica* rDNA were generated. Phylogenetic trees were obtained through the Maximum Likelihood and Bayesian Inference methods where both had similar topology. The group Diplotrriaenoidea is monophyletic and the topologies generated corroborate the phylogenetic studies based on traditional and previously performed molecular taxonomy. This study is the first to generate molecular data associated with the morphology of the species.

1. Introduction

Diplotrriaena Railliet & Henry, 1909 (Nematoda: Diplotrriaenidae) are parasites restricted to birds and infect the air sacs of the host; the same individual may be parasitized by more than one species [1]. With wide geographical distribution, the dispersion may be related to the migratory habits of the birds, thus lacking intermediate host specificity [1,2]. *Diplotrriaena* parasitize Anseriformes, Apodiformes, Galliformes, Charadriiformes, Columbiformes, Piciformes and Passeriformes [2]; and in Brazil, *Diplotrriaena bargusinica* Skrjabin, 1917 (Nematoda: Diplotrriaenidae) has been recorded for Passeriformes (Icteridae, Dendrocolaptidae, Corvidae, Emberezidae) [1,3–6].

The life cycle of *Diplotrriaena* is known, pregnant females lay eggs in the air sacs of the host, the fertilized eggs reach the bronchi and trachea where they are swallowed and then eliminated in the feces. In the external environment, they are ingested by arthropods (intermediate hosts), which are then ingested by the birds. The infective form is then released, migration occurs, and upon reaching the air sacs, copulation occurs thus completing the cycle [2]. Anderson [7] when performing experimental infection with *D. bargusinica* in wild birds (Turdidae and

Icteridae), has confirmed the participation of grasshoppers (Orthoptera) as intermediate hosts.

The pathology associated with *Diplotrriaena* spp. includes lesions in the liver, the lungs, airway edema, air bag fibroplasia, liver bleeding, lymphoid hyperplasia and thrombosis caused by larval and adult migrations. Lethargy, labored breathing, below average size and weight and scarce plumage are among the clinical signs presented by the birds [8].

Taxonomy of the *Diplotrriaena* species is based on morphological characters such as: body size, texture and apex format of the trident, number of caudal papillae, shape of the spicules, and size of eggs [1]. Specific identifications based only on traditional approaches can be laborious, certain species exhibit great morphological similarity, and in some cases, ancient specie descriptions were based on small numbers of specimens, with few illustrations due to small amounts of material, its conservation, and the available technology [1,9]. On the other hand, rDNA has been used to investigate the phylogenetic relationships of nematodes species [10]. Among the genes, coding for rRNA, the 18S region, being more preserved, is frequently used in taxonomic studies [11]. Thus, joined morphological and molecular methods have been used to accurately identify nematode species; consequently, increasing knowledge of the genetic diversity of these parasites.

* Corresponding author.

Email addresses: thainad.ib@ufpel.edu.br (T.D. Vieira); (G. Müller)

Information concerning *D. bargusinica* consists in articles on morphology and experimental infections [1,2,7]; therefore, this study presents morphological and molecular characterization, while establishing the molecular position of the nematode in Spirurina.

2. Material and methods

2.1. Sample collection

One hundred and twenty-two (122) *Chrysomus ruficapillus* (Vieillot, 1819) (Passeriformes: Icteridae) were examined, popularly known as chestnut-capped blackbird, caught with traps in Rio Grande, Rio Grande do Sul, Brazil (32° 14'37.24" S 52° 29'38.71" W). The capture, euthanasia, and transportation of the birds were licensed by the "Instituto Chico Mendes de Biologia e Conservação" (ICMBio number 41095-3), and approved by the "Comissão de Ética em Experimentação Animal" from "Universidade Federal de Pelotas/UFPEL" (CEEA/UFPEL n° 1477). In order to collect the nematodes the birds were necropsied, the bodies opened and washed with running water through a 150 µm tamis. The resulting contents, as well as the mucous membranes and cavities were examined with a stereo-microscope. The processing of the nematodes was conducted according Amato and Amato [12].

2.2. Morphological identification

Nematodes were clarified with Aman's lactophenol, mounted on semi-permanent slides, and photographed under a microscope with a coupled camera system. Morphological and morphometric identification was carried out accordingly to Vincente et al. [1], and Anderson et al. [13]. Measurements of parasites are given in millimeters (mm), with means and standard deviations shown in parentheses. The calculated parameters were prevalence (P), mean abundance (AM) and mean intensity of infection (IMI), according to Bush et al. [14]; and amplitude of variation (Ax) according to Bush et al. [15]. Vouchers were deposited in the "Coleção Helminológica do Laboratório de Parasitologia de Animais Silvestres" at UFPEL; under (CHALAPASIL No. 632–635).

2.3. DNA extraction and PCR amplification

Genomic DNA was extracted from 20 species (14 female and 6 male) (and stored in alcohol 70% at – 20 °C), intermediate portions were cut out and individually macerated. To the macerate, 70 µL of 10% SDS solution, and 6 µL of proteinase K 33 mg/mL were added. The tubes were incubated at 55 °C for 48 h. The anterior and posterior ends were stored for molecular voucher.

The subsequent steps were performed according to the phenol-chloroform protocol established by Sambrook et al. [16]. The extracted DNA was quantified by spectrophotometer. The primers used for amplification of the 18S region were Nem18SF, 5'-CGCGAATRGCTCAT-TACAACAGC-3' and Nem18SR, 5'-GGGCGGTATCTGATCGCC-3' [17]. The reaction consisted of an aliquot of 1–5 µL (50–100 ng) of the DNA, 0.5 µM of each primer, 12.5 µL of mix PCR 2X (GoTaq® Green Master Mix - Promega) and ultrapure water to complete the final volume of 25 µL.

Amplification was performed under the following conditions: an initial cycle of denaturation at 95 °C for 5 min, 35 cycles - 95 °C for 1 min, 50 °C for 1 min, 72 °C for 1 min - and a final extension at 72 °C for 8 min, followed by cooling to 4 °C. Negative controls (mix and water) were used in each PCR. The amplicons were subjected to horizontal electrophoresis in 1.2% agarose gel. The standard marker used was 100pb DNA ladder.

The amplicons were purified and sent to automatic sequencing by MacroGen Advancing through Genomics (South Korea) (<http://www.macrogen.com/>). Each amplicon was separately sequenced three times.

2.4. Analysis of the sequences and phylogeny

The homology of the sequences was performed by comparison with those available in the GenBank database using the BLAST (Basic Local Alignment Search Tool-BLAST) [18]. Sequences were aligned and compared using Clustal W software [19] with standard parameters and modified visually. The sequences grouped and edited in the Bioedit 7.2.5 program were compared [20].

The nucleotide composition and phylogenetic analyses were performed using Mega 6.0 software [21]. Phylogenetic trees were constructed using Maximum Likelihood (ML) methods [22] calculated under the K2P + G evolution model based on the most appropriate model selection using ModelTest in Mega 6.0 [21] and Bayesian Inference (BI), using MrBayes [23]. For ML analysis, resampling was performed with 1000 replicates of bootstrap [24]. Bayesian phylogenetic inference was made using Markov chain Monte Carlo (MCMC) methods in MrBayes [23].

Phylogenetic trees were rooted using sequences obtained from GenBank for the 18 rDNA region. *Oxyuris equi* (Schränk, 1788) (Nematoda: Oxyuridae) as an external group, and another 15 species shown in Table 1, obeying the following criteria: availability in the GenBank database, taxonomic classification belonging to Spirurina, and, which are bird parasites.

3. Results

3.1. Morphological characterization

Diplotrriaena bargusinica Skrjabin, 1917 (Diplotrriaenidae) (Fig. 1.):

Characterization. Based on 120 specimens (28 males and 28 adults females were measured). **Males:** total body length 21.96–35.05 (28.29 ± 3.84); width (half of the body) 0.57–1.25 (0.79 ± 0.12); smooth trident with tapered apex; length of trident 0.1–0.14 (0.12 ± 0.01); few caudal papillae; unequal spicules; length of the right spicule (slightly spiraled) 0.41–0.52 (0.46 ± 0.03); length of the left spicule 0.68–0.76 (0.68 ± 0.04). **Females:** total body length 48.73–60.55 (54.44 ± 5.05); width (half of the body) 0.75–1.1 (0.92 ± 0.11); smooth trident with tapered apex; length of trident 0.11–0.13 (0.118 ± 0.006); distance from the vulva to the cephalic extremity 0.33–0.46 (0.39 ± 0.05); eggs length 0.04–0.052 (0.050 ± 0.036); eggs width 0.025–0.037 (0.031 ± 0.025) (140 eggs were measured).

Diplotrriaena bargusinica was found parasitizing the air sacs of *C. ruficapillus* (n = 65), totalizing 1.242 specimens (658 females and 584 males). P = 53.3%, AM = 10.9, IMI = 19.10 and Ax = 1–106 specimens per host.

3.2. Molecular and phylogenetic analysis

Twenty partial sequences of the 18S rDNA gene were generated from fragments obtained by amplification with lengths of between 900 and 1000 pb. In order to optimize the molecular analyses, the data matrix was edited in standard size 501 pb.

Only three sequences presented variable sites (a total of six sites) within the data matrix. Thus, four haplotypes were obtained, and a consensus sequence which was used to perform the phylogenetic analysis. The twenty sequences generated, with the consensus was deposited in GenBank according to the access codes available in Table 1. The nu-

Table 1
Species, with taxonomic and GenBank information for nematodes used in phylogenetic analysis.

Species	Order	Superfamily	Family	GenBank Accession Number
<i>Echinuria borealis</i>	Spirurida	Acuaroidea	Acuariidae	EF180064
<i>Synhimantus laticeps</i>	Spirurida	Acuaroidea	Acuariidae	EU004818
<i>Synhimantus hamatus</i>	Spirurida	Acuaroidea	Acuariidae	EU004819
<i>Serratospiculum tendo</i>	Spirurida	Diplotrienoidea	Diplotrienidae	AY702704
<i>Diplotriena bargusina</i>	Spirurida	Diplotrienoidea	Diplotrienidae	KX583753 consensus ^a
<i>Diplotriena bargusina</i>	Spirurida	Diplotrienoidea	Diplotrienidae	KX545328 ^a
<i>Diplotriena bargusina</i>	Spirurida	Diplotrienoidea	Diplotrienidae	KX545329 ^a
<i>Diplotriena bargusina</i>	Spirurida	Diplotrienoidea	Diplotrienidae	KX545330 ^a
<i>Diplotriena bargusina</i>	Spirurida	Diplotrienoidea	Diplotrienidae	KX545331 ^a
<i>Diplotriena bargusina</i>	Spirurida	Diplotrienoidea	Diplotrienidae	KX545332 ^a
<i>Diplotriena bargusina</i>	Spirurida	Diplotrienoidea	Diplotrienidae	KX545333 ^a
<i>Diplotriena bargusina</i>	Spirurida	Diplotrienoidea	Diplotrienidae	KX545334 ^a
<i>Diplotriena bargusina</i>	Spirurida	Diplotrienoidea	Diplotrienidae	KX545335 ^a
<i>Diplotriena bargusina</i>	Spirurida	Diplotrienoidea	Diplotrienidae	KX545336 ^a
<i>Diplotriena bargusina</i>	Spirurida	Diplotrienoidea	Diplotrienidae	KX545337 ^a
<i>Diplotriena bargusina</i>	Spirurida	Diplotrienoidea	Diplotrienidae	KX545338 ^a
<i>Diplotriena bargusina</i>	Spirurida	Diplotrienoidea	Diplotrienidae	KX545339 ^a
<i>Diplotriena bargusina</i>	Spirurida	Diplotrienoidea	Diplotrienidae	KX545340 ^a
<i>Diplotriena bargusina</i>	Spirurida	Diplotrienoidea	Diplotrienidae	KX545341 ^a
<i>Diplotriena bargusina</i>	Spirurida	Diplotrienoidea	Diplotrienidae	KX545342 ^a
<i>Diplotriena bargusina</i>	Spirurida	Diplotrienoidea	Diplotrienidae	KX545343 ^a
<i>Diplotriena bargusina</i>	Spirurida	Diplotrienoidea	Diplotrienidae	KX545344 ^a
<i>Diplotriena bargusina</i>	Spirurida	Diplotrienoidea	Diplotrienidae	KX545345 ^a
<i>Diplotriena bargusina</i>	Spirurida	Diplotrienoidea	Diplotrienidae	KX545346 ^a
<i>Diplotriena bargusina</i>	Spirurida	Diplotrienoidea	Diplotrienidae	KX545347 ^a
<i>Aproctella alessandroi</i>	Spirurida	Filarioidea	Onchocercidae	KP760118
<i>Chandlerella quiscalis</i>	Spirurida	Filarioidea	Onchocercidae	JQ867042
<i>Pelecius fulicaeatrae</i>	Spirurida	Filarioidea	Onchocercidae	KP760161
<i>Splendidofilaria</i> sp.	Spirurida	Filarioidea	Onchocercidae	JQ867036
<i>Cyrnea seurati</i>	Spirurida	Habronematoidea	Habronematidae	EU004816
<i>Cyrnea leptoptera</i>	Spirurida	Habronematoidea	Habronematidae	EU004815
<i>Hadjelia truncata</i>	Spirurida	Habronematoidea	Habronematidae	JX235976
<i>Microtetrameres cloacitectus</i>	Spirurida	Habronematoidea	Habronematidae	EU004814
<i>Tetrameres fissipina</i>	Spirurida	Habronematoidea	Tetrameridae	EF180077
<i>Physaloptera alata</i>	Spirurida	Physalopteroidea	Physalopteridae	AY702703
<i>Physaloptera apivori</i>	Spirurida	Physalopteroidea	Physalopteridae	EU004817
<i>Oxyspirura petrowi</i>	Spirurida	Thelazioidea	Thelaziidae	KF110799
<i>Oxyuris equi</i>	Oxyurida	Oxyuroidea	Oxyuridae	EF180062

^a Accession numbers represent new sequences generated in the present study.

cleotide sequences composition showed no significant differences, being C + G (48.5%), and A + T (51.6%).

The topology of the generated trees based on ML (Fig.2) and BI (Fig.3) methods was similar, in both, the group consisting of *D. bargusina* and *S. tendo* (Diplotrienoidea) is monophyletic.

4. Discussion

The morphology and morphometry of *D. bargusina* from *C. ruficapillus* when compared to *D. bargusina* belonging to four species of Icteridae, and one of Dendrocolaptidae (Table 2) in three Brazilian states studied by Vicente et al. [1] were in the same range, with the exception of *D. bargusina* females from *C. ruficapillus* that presented greater lengths and widths than those indicated by the authors.

The photomicrographs of *D. bargusina* are novel, and both results complement existing knowledge of the species and group.

The phylogenetic trees presented similar topology. Some of the branches generated were not well supported, since only a single representative of sequenced Diplotrienoidea is available on GenBank, besides the use of only one gene for the analysis. We chose to use this gene because of the availability of DNA sequences in the Spirurina nematodes databases being composed mostly by partial 18S sequences [25,26].

The group consisting of *D. bargusina* and *S. tendo* (Diplotrienoidea) is monophyletic. The conformation of the branches displayed in the tree obtained corroborates with the phylogeny held by Chabaud and Bain [27], in which the groups Acuaroidea, Diplotrienoidea, and

Habronematoidea are closer to each other, and more distant relatively to Physalopteroidea, confirming the results found in this study.

In the two cladograms the representatives of Physalopteroidea with well-supported values grouped corresponding to the most distant Diplotrienoidea set. The conformation of the other groups varied in both analyses, corroborating with analyses carried out by Nadler et al. [25] and Černotíková et al. [26] where the authors performed phylogenetic analyses of nematodes belonging to Spirurida.

Although the use of a single region for the analysis is not sufficient for solving Spirurina phylogenetic relationships with well-supported branches, it was possible to establish the phylogenetic position of *D. bargusina* in the suborder and within Diplotrienoidea; in addition, it is the second representative of the superfamily to be molecularly studied.

This is the first to generate partial sequences of the *D. bargusina* 18S rDNA gene for study, as well, for the first time, photomicrographs and morphometry are presented for *C. ruficapillus*. This information should help to elucidate *Diplotriena* taxonomy, and contribute to the existing knowledge of the group.

Acknowledgements

We thank the "Universidade Federal de Pelotas", and the "Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade" (ICMBio/41095-3) for authorization to collect hosts; the "Coordenação de Aperfeiçoamento do Pessoal de Nível Superior" (CAPES), for the master's scholarship given to the first author, and for financial support: edict 2010/032. Also, we thank "Granjas 4 Irmãos S.A.", for their assistance in the project, and their authorization of bird collection on their property.



Fig. 1. *Diplotriaena bargusinica* Skrjabin, 1917 (Nematoda: Diplotriaenidae) of *Chrysomus ruficapillus* (Vieillot, 1819) (Passeriformes: Icteridae) of Rio Grande, RS, Brazil. a. Anterior region of the female, arrowhead pointing to the vulva BAR = 0,11 mm; b. Female anterior portion containing the eggs BAR = 0,04 mm; c. Anterior region, arrowhead pointing to the smooth trident with tapered apex BAR = 0,028 mm; d. Posterior region of the rounded female BAR = 0,4 mm; e. Posterior region of the male, arrowhead pointing to the papillae BAR = 0,35 mm; f. Unequal spicules of male BAR = 0,34 mm.

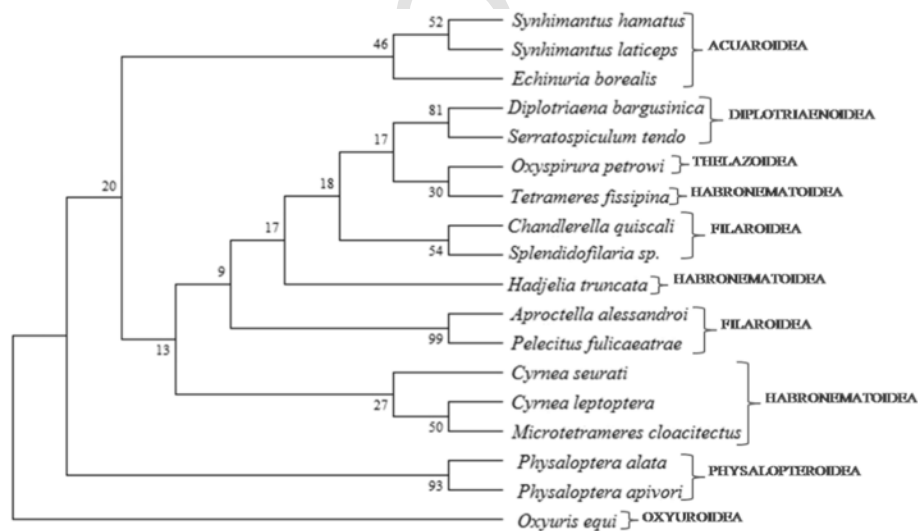


Fig. 2. Phylogenetic tree generated from the Maximum Likelihood (ML) method obtained with 1000 bootstrap replications based on 18S rDNA gene sequences of *Diplotriaena bargusinica* Skrjabin, 1917 (Nematoda: Diplotriaenidae) of *Chrysomus ruficapillus* (Vieillot, 1819) (Passeriformes: Icteridae), others species of representatives of Spirurina and *Oxyuris equi* as an out-group.

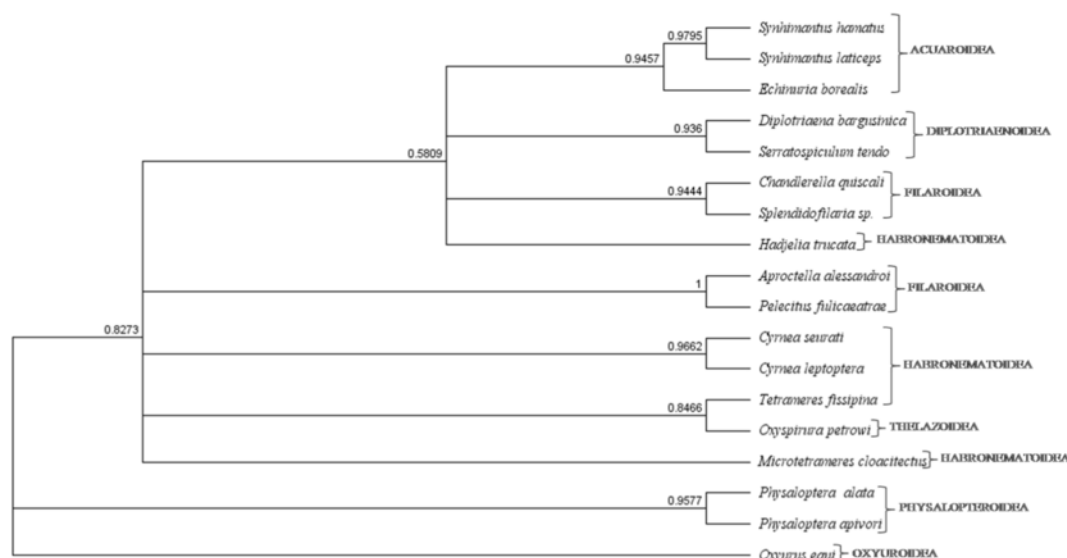


Fig. 3. Phylogenetic tree generated from the Bayesian Inference (BI) based on 18S rDNA gene sequences of *Diplotriaeana bargusina* Skrjabin, 1917 (Nematoda: Diplotriaeinae) of *Chrysomus ruficapillus* (Vieillot, 1819) (Passeriformes: Icteridae), others species of representatives of Spirurina and *Oxyuris equi* as an outgroup.

Table 2

Comparative measurements between males and females of *Diplotriaeana bargusina* Skrjabin, 1917 (Nematoda: Diplotriaeinae) of *Chrysomus ruficapillus* of Rio Grande do Sul, and four species of Icteridae and one of Dendrocolaptidae from three regions of Brazil according to Vicente et al. [1]

	Icteridae					Dendrocolaptidae
Host	<i>Chrysomus ruficapillus</i> (Vieillot, 1819)	<i>Psarocolius decumanus</i> (Pallas, 1769)	<i>Cacicus cela</i> (Linnaeus, 1758)	<i>Cacicus haemorrhous</i> (Linnaeus, 1766)	<i>Gnorimopsar chopi</i> (Vieillot, 1819)	<i>Xiphocolaptes major</i> (Vieillot, 1818)
Locality	Rio Grande, RS	Bodoquena, MS	Belém, PA	Belém, PA	Ilha Seca, SP	Bodoquena, MS
Male						
Length of trident	0.1–0.14	0.1–0.14	0.12	0.10	0.12	0.11–0.12
Length of body	21.96–35.05	21.93–27.98	16.32	18.36	25.0–27.0	21.08–28.0
Width of body	0.57–1.25	0.57–0.77	0.61	0.56	0.56–0.60	0.56–0.78
Spicule length (smaller)	0.41–0.52	0.42–0.50	0.51	0.53	0.42	0.44–0.49
Spicule length (largest)	0.68–0.76	0.64–0.74	0.73	0.64	0.65	0.71–0.77
Female						
Length of trident	0.11–0.13	0.11–0.14	0.12–0.13	–	0.12	0.11–0.12
Length of body	48.73–60.55	34.85–45.56	37.74–54.4	–	23.0	40.85–45.22
Width of body	0.75–1.1	0.84–0.95	0.71–0.81	–	0.47	0.95–1.02
Length of eggs	0.04–0.052	0.043	0.043	–	0.037	0.043
Width of eggs	0.025–0.037	0.028	0.028	–	0.025	0.032

*Measurements in millimeters (mm).

References

- J.J. Vicente, R.M. Pinto, D. Noronha, Estudo das espécies brasileiras do gênero *Diplotriaeana* Henry & Ozoux, 1909 (Nematoda, Filarioidea), Mem. Inst. Oswaldo Cruz 78 (2) (1983) 165–182.
- R.C. Anderson, Nematode Parasites of Vertebrates: Their Development and Transmission, CABI, London, 2000.
- R.M. Pinto, J.J. Vicente, D. Noronha, Nematode Parasites of Brazilian Corvid Birds (Passeriformes): a general survey with a description of *Viktorocara brasiliensis* n. sp. (Acuariidae, Schistorophinae), Mem. Inst. Oswaldo Cruz 92 (2) (1997) 209–214.
- A.R. Carvalho, E. Daemson, S. Souza-Lima, Relação entre o peso do baço e infecção por helmintos em galo de campina Paroaria dominicana (Linnaeus, 1758) (Passeriformes, Emberizidae) do estado da Bahia, Brasil, Rev. Bras. Zool. 9 (2) (2007) 219–224.
- A.Q. Gonçalves, J.J. Vicente, R.M. Pinto, Nematodes of Amazonian vertebrates deposited in the Helminthological Collection of the Oswaldo Cruz Institute with new records, Ver. Bras. Zool. 19 (2) (2002) 453–465.
- F.F. Bernardon, T.A.L. Soares, T.D. Vieira, G. Müller, Helminths of *Molothrus bonariensis* (Gmelin, 1789) (Passeriformes: Icteridae) from southernmost Brazil, Braz. J. Vet. Parasitol. Jaboticabal 25 (3) (2016) 279–285.
- R.C. Anderson, On the development, morphology, and experimental transmission of *Diplotriaeana bargusina* (Filarioidea: Diplotriaeinae), Can. J. Zool. 40 (7) (1962) 1175–1186.
- M.C. Sterner, R.A. Cole, *Diplotriaeana*, *Serratospiculum* and *Serratospiculoides*, in: C.T. Atkinson, N.J. Thomas, D.B. Hunter (Eds.), Parasitic Diseases of Wild Birds, Wiley-Blackwell, Oxford, UK, 2008, pp. 434–438.
- J.J. Vicente, H.O. Rodrigues, D.C. Gomes, R.M. Pinto, Nematóides do Brasil. Parte IV: Nematóides de aves, Revista Brasileira de Zoologia (1995).
- M.S. Blouin, Molecular prospecting for cryptic species of nematodes: mitochondrial DNA versus internal transcript spacer, Int. J. Parasitol. 32 (2002) 527–531.
- W.-H. Li, D. Graur, Fundamentals of Molecular Evolution, Sinauer Associates, 1991.
- J.F.R. Amato, S.B. Amato, Técnicas gerais para coleta e preparação de helmintos endoparasitos de aves, in: S. Von Matter, F.C. Straube, I. Accordi, V. Piacentini, J.F. Cândido Jr. (Eds.), Ornitologia e conservação: ciência aplicada, técnicas de pesquisa e levantamento, Technical Books, Rio de Janeiro, 2010, pp. 369–393.
- R.C. Anderson, A.G. Chabaud, S. Willmott, Keys to the Nematode Parasites of Vertebrates: Archival Volume, CABI International, London, 2009.
- A.O. Bush, K.D. Lafferty, J.M. Lotz, A.W. Shostak, Parasitology meets ecology on its own terms: Margolis et al. revisited, J. Parasitol. 83 (4) (1997) 575–583.
- A.O. Bush, Parasitism: The Diversity and Ecology of Animal Parasites, Cambridge University Press, 2001.
- J. Sambrook, E.F. Fritsch, T. Maniatis, Molecular Cloning, Cold Spring Harbor Laboratory Press, New York, 1989.
- R.M. Floyd, A.D. Rogers, P. Lamshead, C.R. Smith, Nematode-specific PCR primers for the 18S small subunit rRNA gene, Mol. E. Notes 5 (3) (2005) 611–612.
- Z. Zhang, S. Schwartz, L. Wagner, W. Miller, A greedy algorithm for aligning DNA sequences, J. Comput. Biol. 7 (1–2) (2000) 203–214.
- J.D. Thompson, D.G. Higgins, T.J. Gibson, CLUSTAL W: improving the sensitivity of progressive multiple sequence alignment through sequence weighting, position-

- specific gap penalties and weight matrix choice, *Nucleic Acids Res.* 22 (22) (1994) 4673–4680.
- [20] T.A. Hall, BioEdit: a user-friendly biological sequence alignment editor and analysis program for Windows 95/98/NT, *Nucleic Acids Symp. Ser.* 41 (1999) 95–98.
- [21] K. Tamura, G. Stecher, D. Peterson, A. Filipiński, S. Kumar, MEGA6: molecular evolutionary genetics analysis version 6.0, *Mol. Biol. Evol.* 30 (2013) 2725–2729.
- [22] J. Felsenstein, Evolutionary trees from DNA sequences: a maximum likelihood approach, *J. Mol. Evol.* 17 (6) (1981) 368–376.
- [23] J.P. Huelsenbeck, F. Ronquist, MrBayes: Bayesian inference of phylogenetic trees, *Bioinformatics* 17 (2001) 754–755.
- [24] J. Felsenstein, Confidence limits on phylogenies: an approach using the bootstrap, *Evolution* 39 (4) (1985) 783–791.
- [25] E. Černotíková, A. Horák, F. Moravec, Phylogenetic relationships of some spirurine nematodes (Nematoda: Chromadorea: Rhabditida: Spirurina) parasitic in fishes inferred from SSU rRNA gene sequences, *Folia Parasitol.* 58 (2) (2001) 135–148.
- [26] S.A. Nadler, R.A. Carreno, H. Mejía-Madrid, J. Ullberg, C. Pagan, R. Houston, J.P. Hugot, Molecular phylogeny of Clade III nematodes reveals multiple origins of tissue parasitism, *Parasitology* 134 (10) (2007) 1421–1442.
- [27] A.G. Chabaud, O. Bain, The evolutionary expansion of the Spirurida, *Int. J. Parasitol.* 24 (8) (1994) 1179–1201.