



Universidade Federal do Rio Grande
Instituto de Ciências Biológicas
Pós-graduação em Biologia de
Ambientes Aquáticos Continentais



**Diversidade de Monogenoidea e dinâmica
populacional de *Gyrodactylus* (Platyhelminthes,
Monogenoidea) parasitos de *Characidium
rachovii* (Characiformes, Crenuchidae)**

Tainã Guimarães da Silva

Orientador: Prof. Dr. Rogério Tubino Vianna

Rio Grande
2020



Universidade Federal do Rio Grande
Instituto de Ciências Biológicas
Pós-graduação em Biologia de Ambientes
Aquáticos Continentais



**Diversidade de Monogenoidea e dinâmica populacional de
Gyrodactylus (Platyhelminthes, Monogenoidea) parasitos de
Characidium rachovii (Characiformes, Crenuchidae)**

Aluno: Tainã Guimarães da Silva

Orientador: Prof. Dr. Rogério Tubino Vianna

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-graduação em Biologia de Ambientes Aquáticos Continentais como requisito parcial para a obtenção do título de Mestre em Biologia de Ambientes Aquáticos Continentais.

Rio Grande
2020



MINISTÉRIO DA EDUCAÇÃO
UNIVERSIDADE FEDERAL DO RIO GRANDE - FURG
INSTITUTO DE CIÊNCIAS BIOLÓGICAS - ICB
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM BIOLOGIA DE AMBIENTES
AQUÁTICOS CONTINENTAIS



**ATA DE DEFESA DE DISSERTAÇÃO DE MESTRADO EM BIOLOGIA DE
AMBIENTES AQUÁTICOS CONTINENTAIS – Nº 007/2020**

Às 13:30 hs (treze horas e trinta minutos) do dia 29 (vinte e nove) do mês de outubro de 2020 (dois mil e vinte), via Webconferência (<https://conferenciaweb.rnp.br/webconf/rogerio-tubino-vianna-rogerio>) reuniram-se docentes, discentes e comunidade em geral, para a Defesa Pública de Dissertação de Mestrado da acadêmica **Tainã Guimarães da Silva**. A dissertação intitulada “**Diversidade de Monogenoidea e dinâmica populacional de *Gyrodactylus* (Platyhelminthes, Monogenoidea) parasito de *Characidium rachovii* (Characiformes, Crenuchidae)**” foi avaliada pela Banca Examinadora composta pelo Profº Dr. Rogério Tubino Vianna (Orientador e Presidente da Banca); Prof. Dr. Luiz Ubiratan Hepp (URI), Prof. Dr. Luciano de Oliveira Garcia (FURG) e Profª Dra Vanessa Doro Abdallah Kozlowiski (UFAL). Após a defesa e arguição pública, a Banca Examinadora reuniu-se, para deliberação final, e considerou a acadêmica **APROVADA**. Desta forma, a acadêmica concluiu mais uma das etapas necessárias para a obtenção do grau de **MESTRE EM BIOLOGIA DE AMBIENTES AQUÁTICOS CONTINENTAIS**. Nada mais havendo a tratar, às 16:27h (dezesesseis horas e vinte e sete minutos) foi lavrada a presente ata, que lida e aprovada, foi assinada pelos membros da Banca Examinadora, pela Acadêmica e pela Coordenadora do Curso.

Profº Dr. Rogério Tubino Vianna

Prof. Dr. Luiz Ubiratan Hepp

Prof. Dr. Luciano de Oliveira Garcia

Profª Dra Vanessa Doro Abdallah Kozlowiski

Tainã Guimarães da Silva

Profª. Dra Fabiana Schneck

Coordenadora do Curso

Dedico aos meus pais Ceni dos Santos Guimarães e Manoel Adilson da Silva.

AGRADECIMENTOS

Gostaria de começar agradecendo ao meu orientador Prof. Dr. Rogério Tubino Vianna pelo voto de confiança em me orientar. Apesar de eu entrar para o time LABIPOA (Laboratório de Parasitologia de Organismos Aquáticos) apenas no mestrado, ele me recebeu e orientou com todo profissionalismo e empolgação possível. Sou muito grata por todas as discussões e críticas que me trouxeram até aqui.

Agradeço aos meus pais por todo o apoio para que eu alcançasse meus objetivos. Sou muito grata ao meu companheiro Oscar, por me suportar nos momentos difíceis e sempre ser uma fonte de tranquilidade para mim.

Sou imensamente grata aos labipoetes: Aline, Daniela, Madalena, Sabrina e Jhoe por todos os momentos de risadas, coletas e cafés que deixaram essa trajetória mais leve. Sempre pudemos compartilhar nossos fardos e felicidades e ter as mais diversas conversas. Crises existenciais, arte, filosofia e zoologia eram pautas que poderíamos ter em um dia. E todo mundo se entendia e suportava ao outro. E dizer: “No fim vai dar tudo certo.” é nosso mantra.

Dentre esses labipoetes eu e a Sabrina compartilhamos pelo menos 50% dessa trajetória. Ambas mestrandas, fazendo disciplinas e coletas juntas. Mas eu não me dei por satisfeita, “perseguiu” ela no laboratório de genética também. Afinal, eu sabia que aprenderia muito com essa colega e já grande pesquisadora. Tanto em amizade, coerência, persistência e ciência. Sou muito grata, Sassá.

Agradeço à Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES) pela disponibilização de bolsa de estudos. Aos professores e técnicos do laboratório de Limnologia e Ecologia e do laboratório de Genética e Biologia Molecular do PPGBAC por cederem espaço, equipamentos e material para o desenvolvimento desta dissertação. Aos professores do IMEF Prof Dr. Juliano Marangoni e Prof. Dr. Paul Kinas pelo auxílio inicial na análise dos dados. À Prof. Dr. Fabiana Schneck pelo suporte em estatística e auxílio na redação do 2º capítulo do presente trabalho.

RESUMO

Saber quem são os parasitos e elucidar os fatores que estão relacionados a variações de abundância dos mesmos são problemáticas comuns em estudos de sistemática e ecologia. A presente dissertação descreve uma nova espécie do onipresente gênero *Gyrodactylus* e avalia a dinâmica sazonal e influência da superfície corporal dos hospedeiros (*Characidium rachovii*) na abundância desse ectoparasito. *Gyrodactylus* **sp. n. 1** é descrita através de métodos morfológicos e moleculares (ITS1–5.8S–ITS2 rDNA), de modo que a relação filogenética e o status de espécie nova entre as outras espécies cogenéricas pôde ser avaliada. *Gyrodactylus* **sp. n. 1** se assemelha à *Gyrodactylus carolinae* Boeger, Ferreira, Vianna & Patella, 2014 descrito a partir da superfície corporal de *Characidium lanei* Travassos, *Characidium pterostictum* Gomez e *Characidium* sp. Entretanto, a nova espécie difere de *G. carolinae* tanto por diferenças nos ganchos, barra profunda, escudo da barra superficial, órgão copulatório masculino quanto diferenças nas sequências de rDNA. *Gyrodactylus* **sp. n. 1** agrupou com *G. carolinae*, e formou um clado-irmão do clado composto por *Gyrodactylus taken* Razo-Mendivil, García-Vásquez & Rubio-Godoy, 2016 e *Gyrodactylus pakan* Razo-Mendivil, García-Vásquez & Rubio-Godoy, 2016 parasitos de *Astyanax aeneus* (Günther) (Characidae) do México. A distância par-a-par mostrou que *Gyrodactylus* **sp. n. 1** é mais próximo geneticamente de *G. carolinae* (7.4%) seguido pelos parasitos de caracídeos (8.0 – 9.6%). O efeito da sazonalidade e área superficial do hospedeiro sobre índices parasitológicos (abundância média (AM) e prevalência (P)) de *Gyrodactylus* **sp. n. 1** foi avaliada através de modelos lineares generalizados. O padrão de dispersão de *Gyrodactylus* **sp. n. 1** foi aferido através da relação entre variância e média. Estações do ano e a área superficial do hospedeiro explicam a variação da AM de *Gyrodactylus* sp. ($R^2=48,41$). Os parasitos foram mais abundantes em hospedeiros de tamanho intermediário (entre 280 e 420 mm²). O que pode ser associado com diferenças na susceptibilidade e/ou resistência de *Characidium rachovii* e mecanismos denso-dependentes por parte de *Gyrodactylus* **sp. n. 1**. Menor suporte foi observado para a explicação das estações do ano e a área superficial do hospedeiro na variação dos valores de P ($R^2=26,69$). Os parasitos se distribuíram de forma agregada em todas estações, exceto no outono, e em todas as classes de tamanho do hospedeiro, porém foram mais abundantes em hospedeiros de tamanho intermediário.

Palavras-chave: Região Neotropical; Rio Grande do Sul; Gyrodactylidae; GLM; denso-dependência.

ABSTRACT

Discover who are the parasites and to elucidate the factors that are related to variations in their abundance are common problems in studies of systematics and ecology. This dissertation describes a new species of the ubiquitous genus *Gyrodactylus* and assesses the seasonal dynamics and influence of the host's body surface (*Characidium rachovii* Regan) on the abundance of this ectoparasite. The new species of *Gyrodactylus* **n. sp. 1** it is described using morphological and molecular methods (ITS1–5.8S – ITS2 rDNA), so that the phylogenetic relationship with other species of Gyrodactylidae from hosts of different orders were evaluated. *Gyrodactylus* n. sp. 1 resembles *Gyrodactylus carolinae* Boeger, Ferreira, Vianna & Patella, 2014 described from body surface of *Characidium lanei* Travassos, *Characidium pterostictum* Gomez e *Characidium* sp. However, the new species differs from *G. carolinae* by morphology distinctions of the hooklet, deep bar, shield from superficial bar, male copulatory organ and rDNA sequences. *Gyrodactylus* n. sp. 1 clustered with *G. carolinae*, and and composed the sister-group of clade with *Gyrodactylus taken* Razo-Mendivil, García-Vásquez & Rubio-Godoy, 2016 and *Gyrodactylus pakan* Razo-Mendivil, García-Vásquez & Rubio-Godoy, 2016, species parasitic of *Astyanax aeneus* (Günther) (Characidae) from Mexico. The distance analysis showed that *Gyrodactylus* n. sp. 1 has more genetic proximity with (7.4%) followed by parasites of characids (8.0 – 9.6%). The effect of seasonality and host's surface area on parasitological indexes (mean abundance (AM) and prevalence (P)) of *Gyrodactylus* n. sp. 1 was assessed using generalized linear models. The dispersion pattern of *Gyrodactylus* n. sp. 1 was measured through the relationship between variance and mean. Seasons and the host's surface area explain the AM variation of *Gyrodactylus* sp. ($R^2 = 48.41$). The parasites were more abundant in hosts of intermediate size (between 280 and 420 mm²). What can be associated with differences in the susceptibility and / or resistance of *Characidium rachovii* and dense-dependent mechanisms by *Gyrodactylus* sp. Lower support was observed for the explanation of the seasons and the host's surface area in the variation of P values ($R^2 = 26.69$). The parasites were aggregate distributed in all seasons, except in the fall, and aggregated in all host size classes.

Key-words: Netropical Region; Rio Grande do Sul; Gyrodactylidae; GLM; dense-dependency.

APRESENTAÇÃO

Esta dissertação segue o modelo sugerido pelo Programa de Pós-graduação de Biologia de Ambientes Aquáticos Continentais (PPGBAC) da Universidade Federal do Rio Grande – FURG e está organizada em quatro partes principais. A primeira parte é constituída de uma Introdução Geral que aborda quem são os parasitos monogenóides, o hospedeiro, fatores que afetam a variação abundância dos ectoparasitos (sazonalidade e tamanho do hospedeiro em área superficial) e padrões de dispersão dos parasitos que podem ser encontrados sobre a população hospedeira. A segunda parte é composta pelo manuscrito intitulado: “Polyonchoinea (Monogenoidea) parasites from *Characidium rachovii* Regan (Characiformes: Crenuchidae) from Southern Brazil with description of a new species of *Gyrodactylus*.” que descreve uma nova espécie de *Gyrodactylus* no extremo Sul do Brasil e a relaciona filogeneticamente a outras espécies congêneras, sustentando o status de nova espécie. Esse primeiro manuscrito segue as normas de formatação da revista *Parasitology*, para o qual será submetido. A terceira parte da dissertação apresenta o Manuscrito intitulado: “Dinâmica populacional de *Gyrodactylus* von Nordmann, 1832 (Platyhelminthes, Monogenoidea) parasitos de *Characidium rachovii* Regan (Characiformes, Crenuchidae) no extremo Sul do Brasil.” que trata como a sazonalidade e tamanho do hospedeiro (área superficial) afetam a abundância e o padrão de dispersão de *Gyrodactylus* sp. em *C. rachovii*. Esse segundo manuscrito segue as normas de formatação da revista *Parasitology research*, para o qual será submetido. A quarta e última parte e última parte se refere às considerações finais e perspectivas futuras geradas a partir do presente trabalho.

SUMÁRIO

Lista de figuras	vii
Lista de tabelas	viii
Material suplementar	ix
Introdução geral	10
Parasitas monogenóides	10
Hospedeiros	12
Área superficial do hospedeiro	13
Sazonalidade e dinâmica populacional de espécies de <i>Gyrodactylus</i>	14
Dispersão dos parasitos nas populações hospedeiras	15
Referências	20
CAPÍTULO 1	26
Polyonchoinea (Monogenoidea) parasites from <i>Characidium rachovii</i> Regan (Characiformes: Crenuchidae) from Southern Brazil with description of a new species of <i>Gyrodactylus</i>	26
Abstract	26
Introduction	27
Materials and methods	28
Results	29
Discussion	32
Acknowledgments	34
References	34
CAPÍTULO 2	43
Dinâmica populacional de <i>Gyrodactylus</i> von Nordmann, 1832 (Platyhelminthes, Monogenoidea) parasitos de <i>Characidium rachovii</i> Regan (Characiformes, Crenuchidae) no extremo Sul do Brasil (RS) [§]	43
Resumo	43
Introdução	44
Materiais e métodos	47
Coleta e processamento do material biológico	47
Análise de dados	48
Resultados	49
Discussão	51
Agradecimentos	53
Referências	54
Anexos	84

Lista de figuras

Introdução geral

Figura 1. *Characidium rachovii* Regan coletado do Arroio das Cabeças – Vila da Quinta, município de Rio Grande, RS.

Figura 2. Diferentes padrões de dispersão parasitária (Bush et al., 2001). A – Padrão de dispersão aleatório. e.g. *Contracaecum* sp. (Chromadoreae, Anisakidae) parasito de *Hemisorubim platyrhynchos* (Siluriformes, Pimelodidae) (Guidelli et al., 2003). B – Padrão de dispersão uniforme. e.g. *Gyrocotyle* sp. (Cestoda, Gyrocotylidae) parasitos de *Chimaera monstrosa* (Chimaeriformes, Chimaeridae) (Halvorsen e Williams, 1967). C - Padrão de dispersão agregado. e.g. *Discocotyle sagittata* (Monogeneoidea, Discocotylidae) parasito de *Oncorhynchus mykiss* (Salmoniformes, Salmonidae) (Tinsley et al., 2020).

Capítulo 1

Figures 1–6. *Gyrodactylus* sp. n. 1 (Gyrodactylidae, Monogeneoidea) from body surface of *Characidium rachovii*. 1. Holotype, whole body, ventral view. 2. MCO. 3. Complex of anchors, superficial and deep bars. 4. Hook. 5. Anchor. 6. Overlay of hook draws from *Gyrodactylus carolinae* (solid line) with *Gyrodactylus* sp. n. 1 (broken line). Scale bars: 1 - 50 µm; 2, 4 - 10 µm; 3, 5 and 6 - 20 µm.

Figures 7–12. Comparison between sclerotized structures of the *Gyrodactylus* sp. n. 1 (7, 9 and 11) and *G. carolinae* (8, 10 and 12). 7-8. MCO. 9-10. Hook. 11-12. Anchor-bar and shield complex. Scale bars. 7-10 - 5 µm; 11-12 - 20 µm.

Figure 13. Maximum Likelihood cladogram (ITS 1–5.8 S–ITS 2 rDNA) showing the phylogenetic position of *Gyrodactylus* sp. n. 1 among selected congeneric species from the Neotropical region. Values below the branch means the bootstrap support.

Capítulo 2

Figura 1. Mapa do local de coletas: Arroio das Cabeças, Vila da Quinta, município de Rio Grande, RS.

Figura 2. Medição das variáveis limnológicas através de sonda multiparâmetro Horiba U5000 no Arroio das Cabeças, Vila da Quinta, Rio Grande, RS.

Figura 3. Medição da área superficial do hospedeiro através da ferramenta polígono do programa ImageJ.

Figura 4. Relação entre área superficial (mm²) de *Characidium rachovii* e abundância de *Gyrodactylus* sp. n. 1.

Lista de tabelas

Capítulo 1

Tabela 1. Sequences of Gyrodactylidae used in the phylogenetic reconstruction and number of GenBank database.

Tabela 2. Measurements data (µm) from sclerotized structures from *Gyrodactylus* sp. n. 1 and *G. carolinae* Boeger, Ferreira, Vianna & Patella, 2014. In parentheses are the amplitudes and the number of measurements.

Tabela 3. Genetic distance among species of *Gyrodactylus* sp. n. 1 and congeneric species from Neotropical region. Black region indicates (bold white word) genetic distance between *Gyrodactylus* sp. n. 1 and *Gyrodactylus carolinae* Boeger, Ferreira, Vianna & Patella, 2014 from *Characidium* spp. (Crenuchidae). Dark gray region (white word) indicates genetic distance between *Gyrodactylus* sp. n. 1 and *Gyrodactylus pakan* Razo-Mendivil, García-Vásquez & Rubio-Godoy, 2016 and *Gyrodactylus taken* Razo-Mendivil, García-Vásquez & Rubio-Godoy, 2016 from species of *Astyanax aeneus* (Characidae). Light gray (black word) indicate genetic distances among *Gyrodactylus* sp. n. 1 and species of *Gyrodactylus* parasites of Cyprinodontiformes.

Capítulo 2

Tabela 1. Valores de abundância média (AM), prevalência (P), intensidade média de infestação (IMI), número total de hospedeiros (N), hospedeiros infectados (N infectados), número de espécimes de *Gyrodactylus* sp. (N parasitos) por estação do ano.

Tabela 2. Valores de abundância média (AM), prevalência (P), intensidade média de infestação (IMI), número total de hospedeiros (N), hospedeiros infectados (N infectados), número de espécimes de *Gyrodactylus* sp. (N parasitos) por classe de tamanho de *Characidium rachovii*.

Tabela 3. Resultados do modelo linear generalizado sobre o índice parasitológico de abundância média (AM) de *Gyrodactylus* sp.

Tabela 4. Resultado do teste de comparações múltiplas (teste de Tukey) sobre os níveis da variável estação do ano para valores de abundância média (AM) de *Gyrodactylus* sp.

Tabela 5. Resultados do modelo linear generalizado sobre valores de prevalência (P) de *Gyrodactylus* sp.

Tabela 6. Resultado do teste de comparações múltiplas (teste de Tukey) sobre os níveis da variável estação do ano para os valores de prevalência (P) de *Gyrodactylus* sp.

Material suplementar

Capítulo 2

Introdução geral

Material suplementar 1. Dactylogyridae parasitos de Characiformes da Região Neotropical.

Material suplementar 2. Gyrodactylidae parasitos de Characiformes da Região Neotropical.

Material suplementar 3. Resultados do modelo linear generalizado sobre o índice parasitológico de abundância média (AM) de *Gyrodactylus* sp.

Material suplementar 4. Resultado do teste de comparações múltiplas (teste de Tukey e Kramer) sobre os níveis da variável estação do ano para valores de abundância média (AM) de *Gyrodactylus* sp.

Material suplementar 5. Resultados do modelo linear generalizado sobre o índice parasitológico prevalência (P) de *Gyrodactylus* sp.

Material suplementar 6. Resultado do teste de comparações múltiplas (teste de Tukey e Kramer) sobre os níveis da variável estação do ano para valores de prevalência (P) de *Gyrodactylus* sp.

Introdução geral

Parasitos monogenóides

Os organismos pertencentes à Classe Monogenoidea são platelmintos, característicos ectoparasitas de peixes, nos quais se fixam preferencialmente às brânquias, superfície corporal, narinas e por vezes uretra e intestino (BOEGER; VIANNA, 2006; FERREIRA-SOBRINHO; TAVARES-DIAS, 2016).

A principal estrutura utilizada para a identificação do grupo é o órgão de fixação posterior, o háptor, geralmente achatado, discóide e dotado de estruturas esclerotizadas diversificadas, tais como âncoras, ganchos e barras (BOEGER; VIANNA, 2006; EIRAS et al., 2011). Sendo a classe Monogenoidea suportada pelas seguintes sinapomorfias: larva com três zonas ciliadas, dois pares de olhos pigmentados tanto na larva como no adulto, um par de âncoras ventrais e um filamento do ovo (BOEGER; KRITSKY, 2001). Monogenoidea é dividida em duas subclasses: Polyonchoinea e Heteronchoinea (BOEGER; KRITSKY, 2001; OLSON; LITTLEWOOD, 2002). Heteronchoinea manifesta maior grau de diversidade das estruturas haptorais (e.g. pinças, grampos ventosas e pedúnculos) comparada à Polyonchoinea (OLSON; LITTLEWOOD, 2002), tendo sua monofilia suportada por quatro ventosas haptorais associadas aos ganchos, presença de canal genitointestinal, dois ductos vaginais ventrolaterais e presença de microtúbulos no espermatozoide (BOEGER; KRITSKY, 2001).

As sinapomorfias de Polyonchoinea são apresentar organização das estruturas esclerotizadas haptorais uniforme, sendo que o háptor do oncomiracídio (fase larval presente na maioria dos grupos) e indivíduo adulto apresenta 14 ganchos e dois centrais. Adicionalmente apresenta canais osmorregulatórios bilaterais fundidos anteriormente, órgão copulatório masculino (OCM) esclerotizado e ausência de microtúbulos dorsoventrais no espermatozoide (BOEGER; KRITSKY, 2001).

Em Polyonchoinea estão as famílias Dactylogyridae Bychowsky, 1933 (BOEGER; KRITSKY, 2001) e Gyrodactylidae van Beneden et Hesse, 1863 (OLSON; LITTLEWOOD, 2002) entre outras, dominantes em número de espécies infestantes de peixes de água doce (PAVANELLI et al., 1998).

Dactylogyridae é caracterizada por dois pares de âncoras, um ventral e outro dorsal e 14 ganchos não articulados (BOEGER; VIANNA, 2006), além disso, é a família com o maior

número de espécies descritas na América do Sul, sendo melhor documentada a partir de corpos d'água da bacia Amazônica (BOEGER; VIANNA, 2006). Na região Neotropical existem 244 espécies descritas parasitando Characiformes (Material Suplementar 1). Já Gyrodactylidae apresenta um par ventral de âncoras e 16 ganchos articulados (BOEGER; VIANNA, 2006). Apesar dessa família possuir um número considerável de espécies descritas ao redor do mundo, principalmente por conta do especioso gênero *Gyrodactylus* von Nordmann, 1832 com cerca de 500 espécies válidas (HEGLASOVÁ et al., 2018), na região neotropical apenas 12 espécies de gyrodactídeos foram descritas parasitando caracíformes, sendo dez pertencentes ao gênero *Gyrodactylus* (Material Suplementar 2).

Apesar de as estruturas esclerotizadas serem utilizadas para a identificação dos parasitos monogenóides de modo geral, essas estruturas podem sofrer o efeito de variáveis ambientais (e.g. temperatura) (DÁVIDOVÁ et al., 2005). Davidová et al. (2005) observaram uma correlação negativa entre o tamanho das âncoras, ganchos, barra ventral e processos membranosos de *Gyrodactylus rhodei* Zitnan, 1964 e temperatura da água. Assim, a fim de evitar erros de descrição de espécies apenas com dados morfológicos, dados genéticos (e.g. ITS) têm sido também solicitados para a publicação em revista (BUENO-SILVA, 2012)

Os monogenóides são parasitos de ciclo direto (monoxênico), completam seu desenvolvimento em apenas uma espécie de hospedeiro (BOEGER; VIANNA, 2006). Além do que, são geralmente específicos aos hospedeiros (TAKEMOTO; PEREZ LIZAMA, 2010; WHITTINGTON et al., 2000). Sendo que a especificidade restringe ou torna exclusiva a ocorrência de uma dada espécie parasita em uma ou poucas espécies de hospedeiros (WHITTINGTON, 1997). Whittington, Cribb e Hamwood (2000) apontam a importância da interação do tegumento da região anterior e/ou substâncias produzidas pelas glândulas cefálicas (áreas adesivas anteriores) do parasito com substâncias químicas ou estruturas da epiderme do hospedeiro, culminando assim na capacidade do monogenóide encontrar e se estabelecer em seus hospedeiros. A especificidade tem sido levantada como o principal fator responsável por eventos de especiação nos organismos que apresentam essa característica (ŠIMKOVÁ et al., 2013), sendo os eventos de especiação dos hospedeiros associados aos dos parasitos (PATERSON et al., 2000).

Entretanto, apesar de específicos, alguns monogenóides como os gyrodactídeos, uma vez que conseguem parasitar outras espécies de hospedeiros possuem alta probabilidade de

especiar (BOEGER; KRITSKY; PIE, 2003; ZIETARA; LUMME, 2002), já que algumas espécies se reproduzem partenogeneticamente (e.g. *Gyrodactylus*) fundando uma população em um novo hospedeiro (BOEGER; KRITSKY; PIE, 2003). Esse processo através do qual, parasitos são capazes de colonizar e especiar em hospedeiros não relacionados filogeneticamente aos originais, é conhecido como troca de hospedeiro (BOEGER; KRITSKY, 1997). Boeger et al. (2014) hipotetizam a ação de eventos de troca de hospedeiro na estruturação e diversificação de parasitos (tanto gyrodactylídeos como dactylogirídeos) de diferentes espécies de *Characidium* Reinhardt no Paraná e São Paulo.

Hospedeiros

A ordem Characiformes é composta por teleósteos de água-doce africanos e neotropicais (REIS et al., 2003). Na região Neotropical os Characiformes compõem 31,2 % da fauna piscívora (MALABARBA; MALABARBA, 2020), contabilizando cerca de 1700 espécies somente na América do Sul Reis et al. (2016), algumas das quais inclusas nas 20 famílias que ocorrem no Brasil (BUCKUP; MENEZES; GHAZZI, 2007; MALABARBA; MALABARBA, 2020). Crenuchidae é representada por peixes relativamente pequenos (geralmente menores de 10 cm) e composta pelos gêneros: *Ammocryptocharax* Weitzman e Kanazawa, *Crenuchus* Günther, *Elachocharax* Myers, *Geryichthys* Zarske, *Klausewitzia* Géry, *Leptocharacidium* Buckup, *Melanocharacidium* Buckup, *Microcharacidium* Buckup, *Odontocharacidium* Buckup, *Poecilocharax* Eigenmann, *Skiothocharax* Preswell, Weitzman e Bergquist e *Characidium* (BUCKUP, 2003).

Characidium é o gênero mais especioso de Crenuchidae (Characiformes) com 71 espécies válidas descritas (FRICKE et al., 2020). Dessas, 55 espécies ocorrem em corpos de água brasileiros e oito habitam o Rio Grande do Sul, são elas: *C. occidentale* Buckup e Reis, *C. orientale* Buckup e Reis, *C. pterostictum* Buckup e Reis, *C. rachovii* Regan, *C. serrano* Buckup e Reis, *C. tenue* (Cope, 1894), *C. vestigipinne* Buckup e Hahn, *C. zebra* Eigenmann (BUCKUP; REIS, 1997). *Characidium tenue*, *C. orientale* e *C. rachovii* (Figura 1) ocorrem na Lagoa dos Patos (BUCKUP, 2003; FRICKE; ESCHMEYER; VAN DER LAAN, 2020), das quais a última tem como localidades-tipo a Vila da Quinta no Município de Rio Grande (BUCKUP, 2003).



Figura 1 - *Characidium rachovii* Regan coletado do Arroio das Cabeças – Vila da Quinta, município de Rio Grande, RS.

Área superficial do hospedeiro

O tamanho do hospedeiro é um importante parâmetro na explicação da variação da abundância de ectoparasitos (POULIN; ROHDE, 1997). Uma relação positiva é apontada entre a prevalência, intensidade de infestação de ectoparasitos e tamanho dos hospedeiros (POULIN; ROHDE, 1997). Essa relação positiva é apontada para alguns monogenéticos e seus hospedeiros, visto que hospedeiros maiores oferecem um maior substrato para fixação e alimentação para o parasito (BUCHMANN, 1989; BUCHMANN; BRESCIANI, 1997). A área superficial disponível em um hospedeiro tem grande efeito sobre o número de ectoparasitos que ele pode suportar (TUCKER; SOMMERVILLE; WOOTTEN, 2002). Coile e Sikkel (2013) observaram que a área superficial prediz positivamente o número de isópodes *Gnathia marleyi* Farquharson, Smit e Sikkel, 2012 parasito de peixes de diferentes ordens de recifes de coral caribenhos. Entretanto, em um estudo experimental, *Salmo salar* maiores apresentaram um maior número médio de *Lepeophtheirus salmonis* (Krøyer, 1837), porém hospedeiros menores apresentaram maiores densidades desses ectoparasitos (TUCKER; SOMMERVILLE; WOOTTEN, 2002). Os autores sugerem que estudos relativos a denso-dependência *L. salmonis* devam ser realizados para verificar se o fato de os

parasitos parasitarem densamente *S. salar* menores causa alguma relação antagonista intraespecífica entre os ectoparasitos (TUCKER; SOMMERVILLE; WOOTTEN, 2002).

A área superficial do hospedeiro foi definida como melhor parâmetro (em detrimento de comprimento e peso do hospedeiro) para associar o tamanho do hospedeiro e intensidade de infestação de ectoparasitos, já que possibilita também o cálculo de densidade dos mesmos (O'SHEA et al., 2006; WALKER et al., 2008). Assim, além dos índices parasitológicos mais utilizados, como prevalência, intensidade e abundância, a densidade pode ser utilizada para mensurar o nível de infestação (BUSH et al., 1997) e o tamanho da população parasitária (HERNANDEZ; MUZZALL, 1998). A densidade que conforme Margolis et al. (1982, p. 131): 'é o número de indivíduos de uma espécie de parasito em particular por unidade de área, volume ou peso do tecido do hospedeiro infectado'.

A maioria dos estudos que investigam a variação da abundância de *Gyrodactylus* em hospedeiros coespecíficos o fazem associando ao comprimento do hospedeiro (BAKKE; MACKENZIE, 1993; BUCHMANN, 1989; BUCHMANN; BRESCIANI, 1997; CUSACK, 1986; JANSEN; BAKKE, 1993; MIERZEJEWSKA et al., 2011), sendo escassos os trabalhos que associem abundância e área superficial disponível ao parasitismo.

Buchmann e Bresciani (1998) estudaram variações da densidade (nº de parasitos por unidade de área superficial em mm²) de *Gyrodactylus derjavini* Mikailov, 1975 por diferentes sítios de infestação (nadadeiras, corpo e córnea) de *Oncorhynchus mykiss* (Walbaum) ao longo de um ciclo de infestação de seis semanas. Porém, o trabalho não avaliou como essas variações de densidade ocorreram em hospedeiros com diferentes áreas de superfície corporal disponíveis.

Sazonalidade e dinâmica populacional de espécies de *Gyrodactylus*

As flutuações sazonais, caracterizadas por mudanças periódicas principalmente de temperatura, umidade e pluviosidade, influenciam a estruturação da assembleia dos parasitos (ALTIZER et al., 2006; CHUBB, 1977). Essas mudanças nos parâmetros ambientais afetam especialmente os ectoparasitos que se relacionam intimamente com o meio adjacente (POULIN, 1992).

Os parasitos monogenéticos têm seus ciclos de vida afetados pela temperatura da água (CHUBB, 1977; KOSKIVAARA, 1992) sendo isso visível em estudos que investigaram como flutuações sazonais da temperatura afetam a dinâmica de populações de *Gyrodactylus* (ANDERSEN; BUCHMANN, 1998; BUCHMANN; BRESCIANI, 1997; CHUBB, 1977; KOSKIVAARA, 1992).

Espécies de *Gyrodactylus* parasitos de peixes de água fria apresentam picos de abundância variáveis em diferentes condições (e.g. piscicultura e ambiente natural) (ANDERSEN; BUCHMANN, 1998). *Gyrodactylus salaris* Malmberg, 1957 e *G. derjavini* Mikailov, 1975, parasitos de *Oncorhynchus mykiss* de pisciculturas na Dinamarca, expressam valores altos de prevalência e abundância nos períodos frios do ano, de Janeiro a Junho, com temperaturas entre 1° a 11°C (contemplando o inverno e primavera) (BUCHMANN; BRESCIANI, 1997). Já *G. salaris* parasitos do salmão do atlântico, *Salmo salar* L. da Noruega apresentam maiores valores de abundância média durante os períodos quentes do ano (verão e início da primavera) do que frios (final de outono e inverno) (MO, 1992). *Gyrodactylus rhodei* da República Tcheca apresenta correlação negativa entre temperatura e prevalência (n° de hospedeiros infestados) e intensidade média de infestação (n° de parasitos nos hospedeiros infestados) (DÁVIDOVÁ et al., 2005).

Sendo assim, é visto que *Gyrodactylus* spp. dependem de amplitudes ótimas de temperatura para sobrevivência e reprodução (RAWSON; ROGERS, 1973; SCOTT; NOKES, 1984), considerando-se que diferentes espécies de *Gyrodactylus* respondem de forma diferente a mudanças desse parâmetro (LAMKOVÁ et al., 2007). Entretanto, apesar de diversos estudos demonstrarem a variação sazonal de populações de *Gyrodactylus* sp. ao redor do mundo, estudos desse cunho são inexistentes para Rio Grande do Sul. Logo, estudos que explorem a dinâmica sazonal de *Gyrodactylus* no extremo sul da região Neotropical são relevantes, já que podem determinar as condições nos quais os parasitos se tornam abundantes em uma região subtropical. Além do que, entender como a temperatura, principal fator associado a reprodução e sobrevivência de *Gyrodactylus* spp. (BAKKE; CABLE; HARRIS, 2007; SCOTT; NOKES, 1984), afeta as espécies do gênero é um grande passo para possibilitar a manutenção desses organismos em laboratório (MO, 1991).

Dispersão dos parasitos nas populações hospedeiras

Conforme Anderson e Gordon (1982), diferenças observadas no número de parasitos sobre os hospedeiros se devem a dois tipos de mecanismos: estocasticidades demográfica e ambiental. A primeira se refere à variabilidade no tamanho da população parasita devido a eventos probabilísticos de nascimento, morte e dispersão (BONSALL; HASTINGS, 2004). Processo no qual a morte dos parasitos ou o surgimento de novas infestações na população hospedeira são responsáveis por flutuações temporais aleatórias no tamanho da população parasitária

(ANDERSON; GORDON, 1982). Já a estocasticidade ambiental estabelece que os processos que controlam a dinâmica populacional dos parasitos (nascimento, morte, imigração e emigração) são regulados por fatores ambientais (e.g. parâmetros ambientais como temperatura e diferenças na susceptibilidade à infecção pelos hospedeiros) (ANDERSON; GORDON, 1982; BONSAALL; HASTINGS, 2004).

Diferenças no número de parasitos sobre os hospedeiros geram diferentes tipos de dispersão. Sendo que compreender o padrão de dispersão dos parasitos se faz importante para o entendimento de como os mesmos afetam a dinâmica da população hospedeira (ANDERSON; GORDON, 1982; ZUBEN, 1997).

De acordo com Bush et al. (2001) três padrões de dispersão podem ser encontrados na população parasitária sobre a população hospedeira (Figura 2) representados pela razão entre a variância e a média ($s^2/\bar{x}$) do número de parasitos. O padrão de dispersão aleatório ocorre quando a posição de um parasito é independente da posição de outro parasito, apontando inexistência de interação entre os organismos e cada hospedeiro tem a mesma probabilidade de ser parasitado (Figura 1a) (BUSH et al., 2001). A alta patogenicidade de endoparasitos como *Contracaecum* sp. (Chromadorea, Anisakidae) (GUIDELLI et al., 2003) é relacionada à dispersão aleatória, visto que, para evitar a morte dos hospedeiros, poucos parasitos se distribuem nos mesmos (DOBSON, 1990). Onde a média e variância da abundância não diferem significativamente ($s^2 \approx \bar{x}$) resultando em um valor aproximado de 1 (BUSH et al., 2001).

Já na dispersão uniforme os parasitos estão uniformemente distribuídos na população hospedeira, sugerindo a existência de uma forte interação antagonista entre os organismos infectantes (Figura 2b) (BUSH et al., 2001), e.g. competição intraespecífica (KENNEDY, 2009). Holmes, Hobbs e Leong (1977) observaram um número de dois *Gyrocotyle* sp. (Cestoda, Gyrocotylidea) por hospedeiro devido a substâncias que esses parasitos intestinais produzem a fim de evitar que outros parasitos (incluindo da mesma espécie) se estabeleçam no hospedeiro. Essa dispersão pode ser representada pela variância sendo menor do que a média ($s^2 < \bar{x}$), com a razão resultando em um valor menor do que 1 (BUSH et al., 2001).

O padrão de dispersão agregado é o mais encontrado na natureza, quando comparado ao aleatório ou uniforme (Figura 2c) (BUSH et al., 2001). A agregação é indicativa de possível interação social, ou melhor, necessidade de os parasitos estarem reunidos por alguma razão (e.g. reprodução) (BUSH et al., 2001). Parasitos que possuem ciclo direto e são capazes de reinfestar

os hospedeiros geram dispersão agregada sobre os mesmos (ANDERSON; GORDON, 1982; POULIN et al., 2011). Em Monogenoidea esse fenômeno é observado, onde o acúmulo de parasitos pode ser um efeito da rápida colonização de hospedeiros, através da qual um espécime de *Gyrodactylus* pode fundar uma população e aumentar a população reproduzindo partenogeneticamente (BAKKE et al., 2002; BOEGER et al., 2003). Além do que, a agregação indica heterogeneidade nas características dos hospedeiros, tais como diferenças na capacidade de responder imunologicamente, comportamento ou idade (ANDERSON; GORDON, 1982; GUIDELLI et al., 2003; WARBURTON; VONHOF, 2018). Como consequência do padrão de dispersão agregado é observável que a maioria dos hospedeiros tende a abrigar poucos parasitos, ao passo que, poucos hospedeiros abrigam o maior número da população de parasitos (BUSH et al., 2001; KENNEDY, 2009; ZUBEN, 1997).

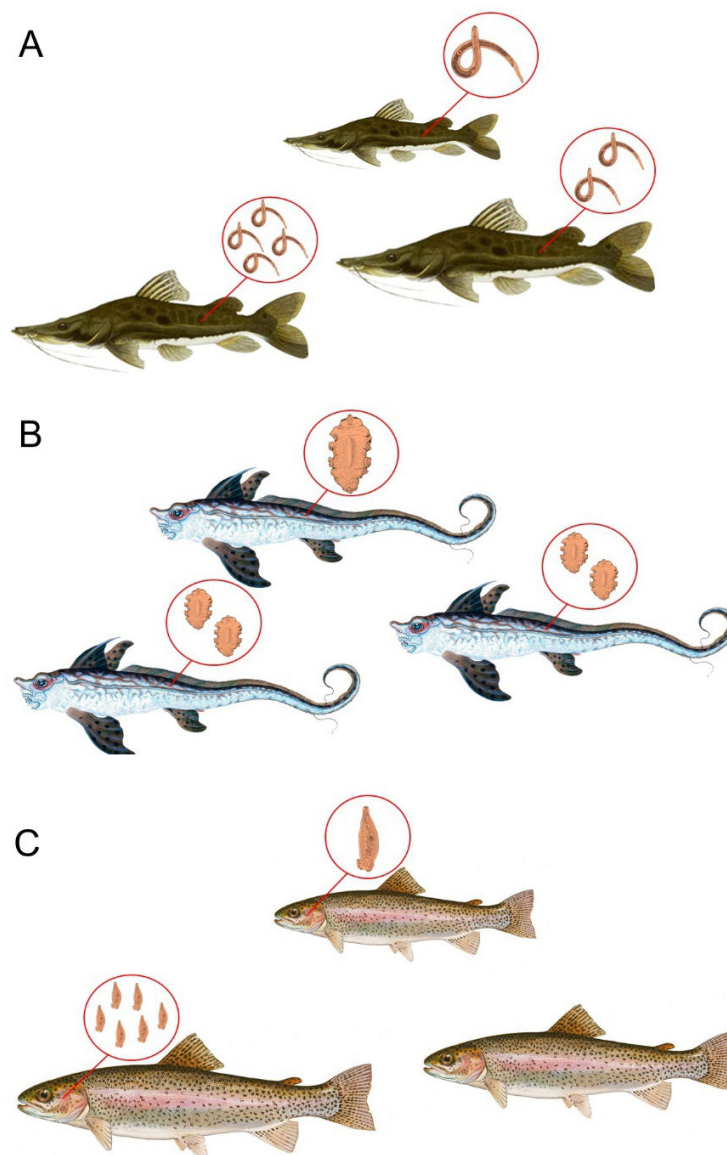


Figura 2 – Diferentes padrões de dispersão parasitária (Bush et al., 2001). A – Padrão de dispersão aleatório. e.g. *Contracaecum* sp. (Chromadorea, Anisakidae) parasito de *Hemisorubim platyrhynchos* (Valenciennes) (Siluriformes, Pimelodidae) (Guidelli et al., 2003). B – Padrão de dispersão uniforme. e.g. *Gyrocotyle* sp. (Cestoda, Gyrocotylidae) parasitos de *Chimaera monstrosa* L. (Chimaeriformes, Chimaeridae) (Halvorsen e Williams, 1967). C - Padrão de dispersão agregado. e.g. *Discocotyle sagittata* (Leuckart, 1842) Diesing, 1850 (Monogenoidea, Discocotylidae) parasito de *Oncorhynchus mykiss* (Salmoniformes, Salmonidae) (Tinsley et al., 2020).

Apesar da dificuldade em precisar quais fatores são responsáveis pelo padrão de dispersão agregado, alguns fatores abióticos (e.g. variação da temperatura sazonal) e bióticos (e.g. diferente susceptibilidade à infecção devido a características do hospedeiro) são levantados (WILSON et al., 2002). Visto que o desenvolvimento dos parasitos é dependente da temperatura da água, variações dessa variável ao longo das estações geram dispersão agregada dos mesmos sobre a população hospedeira (SHAW et al., 1998; WILSON et al., 2002). Assim como as diferenças no tamanho dos hospedeiros podem ser utilizadas para representar a heterogeneidade da susceptibilidade ao parasitismo e consequentemente em gerar distribuições agregadas, sendo que hospedeiros maiores por terem maior área superficial disponível são mais vulneráveis a um maior nível de infestação por ectoparasitos (POULIN, 2013). Assim, precisar o padrão de dispersão associado à uma população parasitária é uma forma bem estabelecida de entender a dinâmica dos parasitos entre si, com seus hospedeiros e ambiente adjacente.

Objetivos

Objetivo Geral

Descrever a fauna de Monogenoidea e definir a dinâmica populacional de *Gyrodactylus* em *Characidium rachovii* em um arroio do município de Rio Grande, RS.

Objetivos específicos

1. Descrever a fauna de Monogenoidea da superfície corporal, narinas e brânquias de *Characidium rachovii* nos Arroio das Cabeças no município de Rio Grande, RS.
2. Verificar qual padrão de dispersão está relacionado com a distribuição de *Gyrodactylus* sp. em *Characidium rachovii*.
3. Investigar se a densidade das assembleias de *Gyrodactylus* possui relação com o tamanho de área superficial disponível em *Characidium rachovii*.
4. Investigar se existem flutuações ao longo das estações do ano (sazonalidade) na abundância das assembleias de *Gyrodactylus* em *Characidium rachovii*.

Referências

- ALTIZER, S. et al. Seasonality and the dynamics of infectious diseases. **Ecology Letters**, v. 9, n. 4, p. 467–484, 2006.
- ANDERSEN, P. S.; BUCHMANN, K. Temperature dependent population growth of *Gyrodactylus derjavini* on rainbow trout, *Oncorhynchus mykiss*. **Journal of Helminthology**, v. 72, n. 1, p. 9–14, 1998.
- ANDERSON, R. M.; GORDON, D. M. Processes Influencing the Distribution of Parasite Numbers within Host Populations with Special Emphasis on Parasite-Induced Host Mortalities. **Parasitology**, v. 85, n. 2, p. 373–398, 1982.
- BAKKE, T. A.; CABLE, J.; HARRIS, P. D. The Biology of Gyrodactylid Monogeneans: The “Russian-Doll Killers”. **Advances in Parasitology**, v. 64, p. 161–376, 2007.
- BAKKE, T. A.; HARRIS, P. D.; CABLE, J. Host specificity dynamics: Observations on gyrodactylid monogeneans. **International Journal for Parasitology**, v. 32, n. 3, p. 281–308, 2002.
- BAKKE, T. A.; MACKENZIE, K. Comparative susceptibility of native Scottish and Norwegian stocks of Atlantic salmon, *Salmo salar* L., to *Gyrodactylus salaris* Malmberg: Laboratory experiments. **Fisheries Research**, v. 17, n. 1–2, p. 69–85, 1993.
- BOEGER, W. A.; KRITSKY, D. C. Coevolution of the monogenoides (Platyhelminthes) based on a revised hypothesis of parasite phylogeny. **International Journal for Parasitology**, v. 27, n. 12, p. 1495–1511, 1997.
- BOEGER, W. A.; KRITSKY, D. C. Phylogenetic relationships of the Monogenoidea. In: Littlewood D.T.J. & Bray R.A. (Org.); **Interrelationships of the Platyhelminthes**. p.92–102, 2001. Londres: Taylor & Francis.
- BOEGER, W. A.; KRITSKY, D. C.; PIE, M. R. Context of diversification of the viviparous Gyrodactylidae (Platyhelminthes, Monogenoidea). **Zoologica Scripta**, v. 32, n. 5, p. 437–448, 2003.
- BONSALL, M. B.; HASTINGS, A. Demographic and environmental stochasticity in predator-prey metapopulation dynamics. **Journal of Animal Ecology**, v. 73, n. 6, p. 1043–1055, 2004.
- BUCHMANN, K. Relationship between host size of *Anguilla anguilla* and the infection level of the monogeneans *Pseudodactylogyrus* spp. **Journal of fish biology**, v. 35, n. 4, p. 599–601, 1989.

- BUCHMANN, K.; BRESCIANI, J. Parasitic infections in pond-reared rainbow trout *Oncorhynchus mykiss* in Denmark. **Disease of Aquatic Organisms**, v. 28, n. 2, p. 125–138, 1997.
- BUCKUP, P. A. Family Crenuchidae. In: R. E. Reis; S. O. Kullander; J. Carl J. Ferraris (Orgs.); **Check List of the Freshwater Fishes of South and Central America**. p.88–96, 2003. Porto Alegre: EDIPUCRS.
- BUCKUP, P. A.; MENEZES, N. A.; GHAZZI, M. S. **Catálogo das Espécies de Peixes de Água Doce do Brasil**. Rio de Janeiro: Museu Nacional, 2007.
- BUCKUP, P. A.; REIS, R. E. Characidiin Genus *Characidium* (Teleostei, Characiformes) in Southern Brazil, with Description of Three New Species. **Copeia**, v. 1997, n. 3, p. 531, 1997.
- BUENO-SILVA, M. Genética molecular e sistemática animal: Um breve histórico, contribuições e desafios. **Estudos de Biologia**, v. 34, n. 83, p. 157–163, 2012.
- BUSH, A. O. et al. **Parasitism: The diversity and ecology of animal parasites**. Cambridge: Cambridge University Press., 2001.
- CHUBB, J. C. Seasonal Occurrence of Helminths in Freshwater Fishes Part II. Trematoda. **Advances in Parasitology**, v. 17, n. C, p. 141–313, 1979.
- COILE, A. M.; SIKKEL, P. C. An experimental field test of susceptibility to ectoparasitic gnathiid isopods among Caribbean reef fishes. **Parasitology**, v. 140, n. 7, p. 888–896, 2013.
- CUSACK, R. Development of Infections of *Gyrodactylus colemanensis* Mizelle and Kritsky, 1967 (Monogenea) and the Effect on Fry of *Salmo gairdneri* Richardson. **The Journal of Parasitology**, v. 38, n. 4, p. 356–359, 1986.
- DÁVIDOVÁ, M. et al. Seasonal occurrence and metrical variability of *Gyrodactylus rhodei* Žitňan 1964 (Monogenea, Gyrodactylidae). **Parasitology Research**, v. 95, n. 6, p. 398–405, 2005.
- DOBSON, A. P. Models for multi-species communities. In: A. J. M. Esch G.W., Bush A.O. (Org.); **Parasite Communities: Patterns and Processes**. p.261–288, 1990. Dordrecht: Springer.
- EIRAS, J. C. et al. About the biodiversity of parasites of freshwater fish from Brazil. **Bulletin of the European Association of Fish Pathologists**, v. 31, n. 4, p. 161–168, 2011.
- FERREIRA-SOBRINHO, A.; TAVARES-DIAS, M. A study on monogenean parasites from the gills of some cichlids (Pisces: Cichlidae) from the Brazilian Amazon. **Revista Mexicana de Biodiversidad**, v. 87, n. 3, p. 1002–1009, 2016.

FRICKE, R.; ESCHMEYER, W. N.; VAN DER LAAN, R. Eschmeyer's Catalog of Fishes: genera, species, references. Disponível em: <<https://www.calacademy.org/scientists/projects/eschmeyers-catalog-of-fishes>>. Acesso em: 10/2/2020.

GUIDELLI, G. M. et al. Endoparasite infracommunities of *Hemisorubim platyrhynchos* (Valenciennes, 1840) (Pisces: Pimelodidae) of the Baía River, Upper Parana River floodplain, Brazil: specific composition and ecological aspects. **Brazilian journal of biology = Revista brasileira de biologia**, v. 63, n. 2, p. 261–268, 2003.

HALVORSEN, O.; WILLIAMS, H. H. Studies of the helminth fauna of Norway. IX. *Gyrocotyle* (Platyhelminthes) in *Chimaera monstrosa* from Oslo Fjord, with emphasis on its mode of attachment and a regulation in the degree of infection. **Nytt Magasin for Zoologi**, v. 15, p. 130–142, 1968.

HEGLASOVÁ, I.; NEZHYBOVÁ, V.; PŘIKRYLOVÁ, I. An amended description of two *Gyrodactylus* species (Platyhelminthes: Monogenea) parasitizing Antarctic Notothenioid fish. **Journal of Helminthology**, v. 94, p. 1–9, 2018.

HERNANDEZ, A. D.; MUZZALL, P. M. Seasonal patterns in the biology of *Eubothrium salvelini* infecting brook trout in a creek in lower michigan. **Journal of Parasitology**, v. 84, n. 6, p. 1119–1123, 1998.

HOLMES, J. C.; HOBBS, R. P.; LEONG, T. S. Populations in perspective: community organization and regulation of parasite populations. In: A. O. Bush (Org.); **Regulation of Parasite Populations**. p.209–245, 1977. Nova Iorque e Londres: Academic Press.

JANSEN, P. A.; BAKKE, T. A. Regulatory processes in the monogenean southeast Norway. **Fisheries Research**, v. 17, n. 1–2, p. 87–101, 1993.

KENNEDY, C. R. The ecology of parasites of freshwater fishes: The search for patterns. **Parasitology**, v. 136, n. 12, p. 1653–1662, 2009.

KOSKIVAARA, M. Environmental factors affecting monogeneans parasitic on freshwater fishes. **Parasitology Today**, v. 8, n. 10, p. 339–342, 1992.

LAMKOVÁ, K. et al. Seasonal changes of immunocompetence and parasitism in chub (*Leuciscus cephalus*), a freshwater cyprinid fish. **Parasitology Research**, v. 101, n. 3, p. 775–789, 2007.

MALABARBA, L. R.; MALABARBA, M. C. Phylogeny and classification of Neotropical fish.

- In: B. Baldisserotto; E. C. Urbinati; J. E. P. Cyrino (Orgs.); **Biology and Physiology of Freshwater Neotropical Fish**. 1º ed, p.1–19, 2020. San Diego: Academic Press.
- MARGOLIS, L.; ESCH, G. W.; HOLMES, J. C. The use of ecological terms in parasitology (report of an ad hoc committee of the American society of parasitologists). **Journal of Parasitology**, v. 68, n. 1, p. 131–133, 1982.
- MIERZEJEWSKA, K. et al. *Gyrodactylus proterorhini* Ergens, 1967 (Monogeneoidea, Gyrodactylidae) in gobiids from the Vistula River - The first record of the parasite in Poland. **Parasitology Research**, v. 108, n. 5, p. 1147–1151, 2011.
- MO, T. A. Variations of opisthaptor hard parts of *Gyrodactylus salaris* Malmberg, 1957 (Monogenea: Gyrodactylidae) on parr of Atlantic Salmon *Salmo salar* L. in laboratory experiments. **Systematic Parasitology**, v. 20, n. 1, p. 11–19, 1991.
- MO, T. A. Seasonal variations in the prevalence and infestation intensity of *Gyrodactylus salaris* Malmberg, 1957 (Monogenea: Gyrodactylidae) on Atlantic salmon parr, *Salmo salar* L., in the River Batnfjordselva, Norway. **Journal of Fish Biology**, v. 41, n. 5, p. 697–707, 1992.
- O'SHEA, B. et al. Determination of the surface area of a fish. **Journal of Fish Diseases**, v. 29, n. 7, p. 437–440, 2006.
- OLSON, P. D.; LITTLEWOOD, D. T. J. Phylogenetics of the Monogenea - Evidence from a medley of molecules. **International Journal for Parasitology**, v. 32, n. 3, p. 233–244, 2002.
- PATERSON, A. M. et al. Seabird and louse coevolution: Complex histories revealed by 12S rRNA sequences and reconciliation analyses. **Systematic Biology**, v. 49, n. 3, p. 383–399, 2000.
- PAVANELLI, G. C.; EIRAS, J. C.; TAKEMOTO, R. M. **Doenças de Peixes: profilaxia, diagnóstico e tratamento**. Maringá: EDUEM, CNPq e Nupélia, 1998.
- POULIN, R. Toxic pollution and parasitism in freshwater fish. **Parasitology Today**, v. 8, n. 2, p. 58–61, 1992.
- POULIN, R. Explaining variability in parasite aggregation levels among host samples. **Parasitology**, v. 140, n. 4, p. 541–546, 2013.
- POULIN, R. et al. The comparative ecology and biogeography of parasites. **Philosophical Transactions of the Royal Society B: Biological Sciences**, v. 366, n. 1576, p. 2379–2390, 2011.
- POULIN, R.; ROHDE, K. Comparing the richness of metazoan ectoparasite communities of marine fishes: Controlling for host phylogeny. **Oecologia**, v. 110, n. 2, p. 278–283, 1997.
- RAWSON, MAC V.; ROGERS, W. A. Seasonal abundance of *Gyrodactylus macrochiri*

- (Hoffman and Putz, 1964) on bluegill and largemouth bass. **Journal of wildlife diseases**, v. 9, n. 2, p. 174–177, 1973.
- REIS, R. E. et al. Fish biodiversity and conservation in South America. **Journal of fish biology**, v. 89, n. 1, p. 12–47, 2016.
- SCOTT, M. E.; NOKES, J. D. Temperature-dependent reproduction and survival of *Gyrodactylus bullatarudis* (Monogenea) on guppies (*Poecilia reticulata*). **Parasitology**, v. 89, n. 2, p. 221–228, 1984.
- SHAW, D. J.; GRENFELL, B. T.; DOBSON, A. P. Patterns of macroparasite aggregation in wildlife host populations. **Parasitology**, v. 117, n. 6, p. 597–608, 1998.
- ŠIMKOVÁ, A. Speciation in *Thaparocleidus* (Monogenea: Dactylogyridae) parasitizing Asian Pangasiid catfishes. **BioMed Research International**, v. 2013, 2013.
- TAKEMOTO, R.; PEREZ LIZAMA, M. Helminth fauna of fishes from the upper Paraná river floodplain, Brazil. **Neotropical Helminthology**, v. 4, n. 1, p. 5–8, 2010.
- TINSLEY, R. C. et al. Heterogeneity in helminth infections: factors influencing aggregation in a simple host–parasite system. **Parasitology**, v. 147, n. 1, p. 65–77, 2020.
- TUCKER, C. S.; SOMMERVILLE, C.; WOOTTEN, R. Does size really matter? Effects of fish surface area on the settlement and initial survival of *Lepeophtheirus salmonis*, an ectoparasite of Atlantic salmon *Salmo salar*. **Diseases of Aquatic Organisms**, v. 49, n. 2, p. 145–152, 2002.
- WALKER, P. D. et al. Effect of host weight on the distribution of *Argulus foliaceus* (L.) (Crustacea, Branchiura) within a fish community. **Acta Parasitologica**, v. 53, n. 2, p. 165–172, 2008.
- WARBURTON, E. M.; VONHOF, M. J. From individual heterogeneity to population-level overdispersion: quantifying the relative roles of host exposure and parasite establishment in driving aggregated helminth distributions. **International Journal for Parasitology**, v. 48, n. 3–4, p. 309–318, 2018. Australian Society for Parasitology.
- WHITTINGTON, I. D. Reproduction and host-location among the parasitic platyhelminthes. **International Journal for Parasitology**, v. 27, n. 6, p. 705–714, 1997.
- WHITTINGTON, I. D. et al. Host-specificity of monogenean (platyhelminth) parasites: A role for anterior adhesive areas? **International Journal for Parasitology**, v. 30, n. 3, p. 305–320, 2000.
- WILSON, K.; BJØRNSTAD, O. N.; DOBSON, A. P.; et al. Heterogeneities in macroparasite

infections: patterns and processes. In: P. J. Hudson; A. Rizzoli; B. T. Grenfell; H. Heesterbeek; A. P. Dobson (Orgs.); **The Ecology of Wildlife Diseases**. 1^a ed., p. 6–44, 2002. Oxford: Oxford University Press.

ZIETARA, M. S.; LUMME, J. Speciation by host switch and adaptive radiation in a fish parasite genus *Gyrodactylus* (Monogenea, Gyrodactylidae). **Evolution**, v. 56, n. 12, p. 2445–2458, 2002.

ZUBEN, C. J. VON. Implicações da agregação espacial de parasitas para a dinâmica populacional na interação hospedeiro-parasita. **Revista de Saúde Pública**, v. 31, n. 5, p. 523–530, 1997.

CAPÍTULO 1

Polygonchoinea (Monogenoidea) parasites from *Characidium rachovii* Regan (Characiformes: Crenuchidae) from Southern Brazil with description of a new species of *Gyrodactylus*•

TAINÃ G. SILVA^{1,2}, SABRINA D. BRANCHI^{1,2} & ROGÉRIO T. VIANNA^{1,2*}

¹*Programa de Pós-graduação em Biologia de Ambientes Aquáticos Continentais (PPGBAC/FURG), Instituto de Ciências Biológicas, Universidade Federal do Rio Grande, RS, Brazil. E-mail: taina-tgs@hotmail.com*

²*Universidade Federal do Rio Grande, Instituto de Ciências Biológicas, Laboratório de Biologia de Parasitos de Organismos Aquáticos, Av. Itália km 8, Rio Grande, RS 96203-900, Brazil. E-mail: rt.vianna@hotmail.com*

* Corresponding author: *Universidade Federal do Rio Grande, Instituto de Ciências Biológicas, Laboratório de Biologia de Parasitos de Organismos Aquáticos, Av. Itália km 8, Rio Grande, RS 96203-900, Brazil. E-mail: rt.vianna@hotmail.com*

Abstract

The present study describes *Gyrodactylus* **sp. n. 1** from the body surface of *Characidium rachovii* Regan from a stream of Rio Grande municipality, Rio Grande do Sul State, Brazil. These reports the first species of Polygonchoinea related for *C. rachovii* from Brazil. *Gyrodactylus* **sp. n. 1** resembles *Gyrodactylus carolinae* Boeger, Ferreira, Vianna & Patella, 2014 described from body surface of *Characidium lanei* Travassos, *Characidium pterostictum* Gomez e *Characidium* sp. However, the new species differs from *G. carolinae* by morphology distinctions of the hooklet, deep bar, shield from superficial bar, male copulatory organ (MCO) and nucleotide sequences of ITS1–5.8S–ITS2 rDNA. *Gyrodactylus* **sp. n. 1** presents hooklets whit a straight shaft, straight and short point, that never reaches toe limit; rounded shield, deep bar with subterminal projections; and MCO with a row of 4 to 6 spinelets of different sizes, peripherals larger than central. *Gyrodactylus* n. sp. 1 clustered with *G. carolinae*, and composed the sister-group of clade with *Gyrodactylus taken* Razo-Mendivil, García-Vásquez & Rubio-Godoy, 2016 and *Gyrodactylus pakan* Razo-Mendivil, García-Vásquez & Rubio-Godoy, 2016, species parasitic of *Astyanax aeneus* (Günter) (Characidae) from Mexico. The distance analysis showed

• Manuscrito preparado de acordo com o Guia de Autores da Revista *Parasitology*.

that *Gyrodactylus* **sp. n. 1** has more genetic proximity with (7.4%) followed by parasites of characids (8.0 – 9.6%)

Key words: *Gyrodactylus* **sp. n. 1** , *Urocleidoides*, Polyonchoinea, Neotropical region, Rio Grande do Sul

Introduction

Monogenoids are flatworms, characteristic ectoparasites of fish, in which they attach preferentially to the gills, body surface, nostrils and sometimes urethra and intestine (Boeger and Vianna, 2006; Ferreira-Sobrinho and Tavares-Dias, 2016). Studies aimed at surveying the specific richness of metazoan parasites in neotropical fishes indicate that monogenoids as the most frequent group of ectoparasites in these hosts (Luque e Poulin, 2007).

Twelve species belonging to the three genera of Gyrodactylidae were described for characiforms host from Neotropical region. Two genera are monotypic, *Accessorius* Jara, An & Cone, 1991 and *Anacanthocotyle* Kristky & Fritts, 1970. Among the ten species of *Gyrodactylus*, three were described to hosts belonging to Characidae: *G. neotropicalis* Kristky & Fritts, 1970, parasite of *Astyanax lacustris* (Lütken) from Costa Rica and of *Moenkhausia forestii* Eigenmann, from Brazil (Kritsky and Fritts, 1970; Capparros and Takemoto, 2017); *G. pakan* Razo-Mendivil, García-Vásquez & Rubio-Godoy, 2016 and *G. taken* Razo-Mendivil, García-Vásquez & Rubio-Godoy, 2016 reported to *A. aeneus* (Günther) from Mexico (Razo-Mendivil *et al.*, 2016). Three species were described to *Lebiasina bimaculata* Valenciennes (Lebiasinidae), *G. bimaculatus* An, Jara & Cone, 1991, *G. lebiasinus* An, Jara & Cone, 1991 and *G. slendrus* An, Jara & Cone, 1991. *G. trairae* Boeger & Popazoglo, 1995 was described from *Hoplias malabaricus* (Bloch) (Erythrinidae) and *G. gemini* Ferraz, Shinn & Sommerville, 1994 from two species of Prochilodontidae, *Semaprochilodus taeniurus* Valenciennes (Ferraz *et al.*, 1994) and *S. insignis* (Jardine) (Oliveira da Silva *et al.*, 2011).

However, there is an enormous lack of knowledge of the fauna of these parasites in fish of small size, such as those belonging to the species allocated in Crenuchidae (Characiformes) (Boeger *et al.*, 2014). In crenuchids hosts that occur in the Neotropical Region, only six species of monogenoids are known, four of them belonging to Dactylogyridae and two to Gyrodactylidae. Among Dactylogyrids are known *Cacatuocotyle paranaensis* Boeger, Domingues & Kritsky, 1997 parasite of *Characidium caucanum* Eigenmann, *C. lanei* Travassos and *C. pterostictum*

Gomes; *Marumbius amplexus* Boeger, Ferreira, Vianna & Patella, 2014 from *C. lanei*; *M. dorsivaginat* Boeger, Ferreira, Vianna & Patella, 2014 from *C. lanei* and *C. pterostictum*; *Urocleidoides anops* Kritsky & Thatcher, 1974 infesting *C. caucanum*. The two gyrodactylids namely are *Gyrodactylus carolinae* Boeger, Ferreira, Vianna & Patella, 2014 are described for *C. lanei*, *C. pterostictum* and *Characidium* sp., while *G. inesperatus* Boeger, Ferreira, Vianna & Patella, 2014 was found parasitizing *Characidium* sp. (Boeger and Vianna, 2006; Boeger *et al.*, 2014). In order to increase the knowledge of fauna of the monogenoids from Crenuchidae, the present study describes the Polyonchoinea of *Characidium rachovii* Regan.

Materials and methods

Specimens of *C. rachovii* were collected from July 2018 to June 2019, at Arroio das Cabeças stream (32 ° 04'36.2 "S, 52 ° 15'08.8" W), Vila da Quinta county, municipality of Rio Grande, state of Rio Grande do Sul, Brazil. The hosts were captured with a sieve and transported alive to the laboratory. Euthanasia occurred through a lethal dose of eugenol (400 mg L⁻¹) (Fernandes *et al.*, 2017). To conduct this work, permits were obtained from Chico Mendes Institute for Biodiversity Conservation (ICMBio), license n° 44582, and were approved by the Ethics Committee on Animal Use (CEUA) by the Universidade Federal do Rio Grande (Protocol n° 23116.007890/2018-16 Pq018/2018) (see appendices) . The fishes were stored in falcon tubes with hot water (60–70°C), which were agitated for the ectoparasites release (modified from Kritsky and Stockwell, 2005). In the contents of each vessel was added ethanol enough to reach 95%.The parasites were screened using a stereomicroscope, mounted with Hoyer's medium or Grey & Wess (Humason, 1979; Kritsky *et al.*, 1986) or stained with Gomori's Trichrome and mounted on Canadian balsam (Humason, 1979). Drawings for diagnosis of the parasites were made with a camera lucida and photographs were obtained with digital camera, both attached at Olympus CX41 microscope. Measurements were made with the aid of the ImageJ program (Schindelin *et al.*, 2015) and are given in micrometres (µm) following by standard deviation. Between parentheses are the maximum and minimum values for each measurements, and the number of measuremented structures (N). Specimens of *Gyrodactylus* **sp. n. 1** were compared with paratypes of *G. carolinae* (CHIOC 37875–37879, 37900) to confirm the identification of new species. Type series of parasites were deposited in helminthological collections in Brazil (Coleção Helminológica do Instituto Oswaldo Cruz – CHIOC; Museu de Zoologia da Universidade de São Paulo – MZUSP).

The ITS rDNA fragment of *Gyrodactylus* **sp. n. 1** was extracted from individuals parasites (n=4) using DNeasy Kit (Qiagen) and was amplified using the primers ITS1 (5'-TTTCCGTAGGTGAACCT-3') and ITS2 (5'-GGTAATCACGCTTGAATC-3') (Cunningham, 1997), which contained nearly 900 bp. The polymerase chain reaction (PCR) was carry out using 94°C for 4 min (initial denaturation), followed by 40 cycles of 94°C for 45 sec, 50°C for 45 min, 72°C for 1 min 30 sec, and 72°C for 5 min. The PCR reaction contained a total volume of 12.5 µl composed by 4µl of template, 2,5 mM of MgCl₂, 1µl of Buffer, 3,2 pmol of primers ITS1 e ITS2, 0,25 mM of dNTP, 1U of Taq Platinum (Kit Platinum *Taq* DNA Polymerase High Fidelity – Invitrogen ®) and 3,85 µl of water. The PCR products were electrophoresed with 1% agarose gel and then purified with TAG. Sequencing was performed on a Perkin-Elmer ABI Prism 377 automated sequencer (MACROGEN, Seoul, South Korea). The molecular data matrix construction was composed by consensus sequences produced in this study and obtained from GenBank (Table I), which was aligned using ClustalW program implemented in the Bioedit version 5.0.9 program (Thompson *et al.*, 1994).

The maximum likelihood (500 bootstrap replicates) using GTR model and gamma distribution and distance pairwise (500 bootstrap replicates) were performed with MEGA v10.0.5 (Kumar *et al.*, 2018). The outgroup was composed by *Aglaiogyrodactylus ctenistus* Kritsky, Vianna & Boeger, 2007 and *Aglaiogyrodactylus* sp. In this paper we are using the term “basal” as synonymy of the taxa that diverged before in the topology presents.

Results

Class Monogenoidea Bychowsky, 1937

Subclass Polyonchoinea Bychowsky, 1937

Order Gyrodactylidea Bychowsky, 1937

Gyrodactylidae Van Beneden & Hesse, 1863

***Gyrodactylus* von Nordmann, 1832**

***Gyrodactylus* sp. n. 1**

(Figs. 1–6, 7, 9, 11)

Type-host: *Characidium rachovii* Regan, 1913 (Crenuchidae)

Site of infection: Body surface

Type-locality: Arroio das Cabeças (32°04'36.2"S, 52°15'08.8"W), Vila da Quinta county, Rio Grande municipality, Rio Grande do Sul, Brasil.

Specimens studied: Holotype – MZUSP xxxx; paratypes – MZUSP xxxx (n = xx); CHIOC xxx (n = xx); CHIOC xxx (n = xx)

Description (based on 1 holotype and 12 paratype): body, 553 ± 119 (360–769, n = 13) long, elongate, fusiform, greatest width at level of midlength 128 ± 44 (62–170, n = 13). Cephalic glands anterolateral, head organs, spike sensilla conspicuous. Proximal pharyngeal bulb 43 ± 19 (26–75, n = 6) in diameter, glandular; distal pharyngeal bulb 38 ± 22 (22–80, n = 6) wide, muscular. Male copulatory organ (MCO) 13 ± 1.5 (11–15, n = 6) in diameter, posterior to pharyngeal bulbs, armed with one spine, one row of 4–6 spinelets of different sizes; base of spinelets wide and wrinkled edge, the closer to the center of the row the smaller the spinelet. Testicle 21 ± 4.3 (17–25, n = 3) in diameter, rounded, dorsal, posterior and partially overlaid to germarium. Germarium 32 ± 14.6 (17–25, n = 3) in diameter, rounded, ventral. Uterus with up to two generations of embryos. Haptor 96 ± 21.4 (61.6–126, n = 13) long, 79 ± 16.1 (45.7–98, n = 13) wide. Anchor 54 ± 5.2 (45–66, n = 10) long; shaft 38 ± 3.7 (35.6–48.1, n = 10) long, straight; point 21 ± 3 (35.6–48, n = 10) long, curved; deep root knob like; superficial root elongated. Superficial bar 23 ± 2.4 (20.8–25.7, n = 3) long, 6.7 ± 0.75 (6.2–7.6, n = 3) wide, robust, rectangular, with 2 anterolateral projections. Shield on the superficial bar rounded, striated. Deep bar 19.2 ± 4.1 (15.5–23, n = 3) long, 2.1 ± 0.2 (1.9–2.3, n = 3) wide, ribbon-shape, with subterminal projections enlarged. Hook 25 (23–27, n = 10); hook shank 20 ± 1.4 (17.3–22, n = 10) long; hooklet 5.2 ± 0.6 (4.4–6.6, n = 10) long; point straight, short, never reaches toe limit; shaft straight; toe narrow; heel rounded slightly convex; shelf straight. Long unicellular glands in peduncle with ducts directed to haptoral region.

Remarks: Among neotropical species of *Gyrodactylus* resembles *G. carolinae* due to shape of deep root knob like, superficial bar with anterolateral projections elongated and MCO pattern. However, *Gyrodactylus* **sp. n. 1** can be distinguished from *G. carolinae* by present spinelets on the MCO of different size and edge of base wrinkled (Fig. 2, 7). In the MCO of new species the closer to the center of the row the smaller the spinelet. (Fig. 7), while in *G. carolinae* the spinelets presents equal sized and smooth based (Fig. 8). In addition to, *Gyrodactylus* **sp. n. 1** can achieve a bigger size body than *G. carolinae*, but *G. carolinae* MCO's is bigger than *Gyrodactylus* **sp. n. 1** (Table II, Fig. 7, 8). *Gyrodactylus* **sp. n. 1** presents hook with straight and

short point that never reaches the toe limit (Fig. 4, 6, 9). Otherwise, *G. carolinae* present hook with long and curved point that exceed toe limit (Fig. 6, 10). The shield on the superficial bar of *Gyrodactylus* **sp. n. 1** is rounded (Fig. 3), different of those found in *G. carolinae*, which is subtriangular (Fig. 12). *Gyrodactylus* **sp. n. 1** does not exhibit deep bar with a midlength constriction (Fig. 3) like *G. carolinae* (Fig. 12). The new species only presents subterminal enlargements in the deep bar (Fig. 3). We are unable of observer the MCO of the paratypes of *G. carolinae* from the Coleção Helmintológica do Instituto Oswaldo Cruz, this organ no was conspicuous and the comparison not was possible. Some specimens belonging to *Urocleidoides* sp. were found. However, due to insufficient material (three low quality blades) have not been described.

Molecular characterization and phylogenetical position of *Gyrodactylus* sp. n. 1

The total length of sequences of nuclear region (ITS rRNA) of the *Gyrodactylus* **sp. n. 1** was 906 bp, which had the ends cut off (35 bp). The sequences resulted in partial fragments of ITS1 with length of 374 bp, the gene 5.8S rRNA with 158 bp and partial ITS2 with length of 374 bp. The phylogenetical analysis of maximum likelihood was made with 21 taxa (Table I) and 620 positions.

The species of *Gyrodactylus* used in analysis were clustered by host order and all obtained high bootstrap support (Fig. 13). *Gyrodactylus lilianae* Razzolini, Murari, Baldisserotto & Boeger, 2019 from *Rhamdia quelen* Quoy & Gaimard (Heptapteridae) was basal and grouped with species of Callichthyidae hosts as *G. bueni* Bueno-Silva & Boeger, 2014 and *G. scleromystaci* Bueno-Silva & Boeger, 2014 of *Scleromystax* spp. This clade was sister group of *G. corydori* Bueno-Silva & Boeger, 2009 parasites of *Corydoras* spp. and *G. major* Bueno-Silva & Boeger, 2014 of *Scleromystax* spp. This clade is composed for parasites of species of Siluriformes and is basal to the others of species.

The parasites of Cyprinodontiformes (*G. bullatarudis* Turnbull, 1956, *G. poeciliae* Harris & Cable, 2000, *G. pictae* Cable, van Oosterhout, Barson & Harris, 2005 and *G. turnbulli* Harris, 1986) composed the clade sister-group of parasites of Characiformes.

In the clade formed by species of *Gyrodactylus* parasitic of Characiformes, the parasites were clustered by host family. *Gyrodactylus taken* and *Gyrodactylus pakan* belonging to the clade with species parasitic of *Astyanax aeneus* (Characidae), while the other clade is composed

by *G. carolinae* and *Gyrodactylus* **sp. n. 1**, both parasitic of species of *Characidium* (Crenuchidae). The bootstrap support (100%) for clade of *Gyrodactylus* **sp. n. 1** showed also the robustness for new species. Further, the pairwise comparison of ITS 1–5.8S–ITS 2 rDNA sequences support the new species hypothesis, showing that *Gyrodactylus* **sp. n. 1** has no intraspecific distance. Also, was observed that interspecific genetic distance of *Gyrodactylus* **sp. n. 1** to *G. carolinae* (7.4%) and to parasites of characids, *G. pakan* (8.0% to 8.2%) and *G. taken* (9.6%) were the smallest (Table III). The groups of species of *Gyrodactylus* most distant genetically of *Gyrodactylus* **sp. n. 1** were those parasitic of cyprinodontiforms (27.0 to 29.2 %) and of siluriforms (66.9 to 73.6 %) (Table III).

Discussion

The combination of distinctive morphological characteristics of *Gyrodactylus* **sp. n. 1** as spinelets on the MCO, hooklet, and deep bar makes the new species distinguishable from others species of *Gyrodactylus* parasitic of characiforms hosts from Neotropical region.

Species of *Gyrodactylus* present different arrangements of the MCO, due to plasticity of number, shape and arrangement of spinelets. Among the species of *Gyrodactylus* parasitic of characiforms from Neotropical region, *G. gemini* and *G. trairae* present two rows of spinelets, while *G. bimaculatus*, *G. neotropicalis* and all parasitic of species of *Characidium* (*G. carolinae*, *G. inesperatus* and *Gyrodactylus* **sp. n. 1**) present just one row (Ferraz *et al.*, 1994; Boeger and Popazoglo, 1995; Boeger *et al.*, 2014).

Gyrodactylus bimaculatus presents only six spinelets and *G. neotropicalis* seventeen spinelets on the MCO, what differentiates them from *Gyrodactylus* **sp. n. 1** (4-6 spinelets). Among the species of *Gyrodactylus* of *Characidium* spp., *G. inesperatus* possess eighth spinelets on the MCO (four biggest), differentiating it of *G. carolinae* and *Gyrodactylus* **sp. n. 1**, which are similar morphologically each other.

Despite the morphological similarity, some characters allow to distinguish *Gyrodactylus* **sp. n. 1** of *G. carolinae*. The MCO of *G. carolinae* and *Gyrodactylus* **sp. n. 1** have the same variation among four and six spinelets (see Boeger *et al.*, 2014), however, the spinelets of *G. carolinae* maintain the same size along the row and present smooth based (Boeger *et al.*, 2014), features confirmed after the revision of paratypes. Already, the MCO of new species present the smallest spinelets closer to the center of the row and base with edge wrinkled (Figs. 7-8).

The observed differences in the hooklet and deep bar also are conspicuous between *G. carolinae* and *Gyrodactylus* **sp. n. 1**. In *G. carolinae* the hooklet presents long and curved point that exceed trapezoidal toe limit, whilst in *Gyrodactylus* **sp. n. 1** the hooklet possess straight and short point that never reaches of the narrow toe limit (Figs. 4, 9-10). The deep bar of *G. carolinae* presents a constriction in the center, while in *Gyrodactylus* **sp. n. 1** the extremities of deep bar in contact with anchor presents subterminal enlargements.

In addition to the morphological characters, the molecular data of *Gyrodactylus* **sp. n. 1** support the new species and shows that it represents a different lineage from *G. carolinae*.

The present data showed that species of *Gyrodactylus* from characiforms share the same ancestor, and this clade, share the same ancestor with species of *Gyrodactylus* parasitic of cyprinodontiforms. Therefore, the genetic distance among sequences of species of *Gyrodactylus* of cyprinodontiforms and *Gyrodactylus* **sp. n. 1** is between 27.0 % and 29.2 %, and of *G. carolinae* is between 28.7% and 33.0%, similar values obtained by Boeger *et al.* (2014). These authors suggest that the gyrodactylids fauna that parasitizing species of *Characidium* can be composed by different lineages and origins, including *Gyrodactylus* lineages. However, this event was associated to the host-switch, from Characiformes to Cyprinodontiformes due to phenotypic and genetic similarity of species of *Gyrodactylus* that parasitize both host orders (Boeger *et al.*, 2014).

Due to the results of genetic distance between *Gyrodactylus* **sp. n. 1** and *G. carolinae* and for parasitizing congeneric host species, was expected that topology showed this species near each other into the clade of parasites of characiforms. Similar topology for *G. carolinae* was found for Razo-Mendivil *et al.* (2016), which suggest the phylogenetical proximity among this species with *G. pakan* and *G. teken*. Although the authors point out a possible misleading, due to the fact that *G. carolinae* is the only species of *Gyrodactylus* from the Neotropical region with available ITS sequences and because they parasitize species of *Characidium* from Brazil, geographically and phylogenetically distant from *Astyanax* from Mexico. However, viviparous species of freshwater gyrodactylids from the same continent may be closer to each other than congeneric from different continents species, regardless of the host occurrence (Boeger *et al.*, 2003).

Gyrodactylids of characiforms host have a low known richness for Neotropical region (Razo-Mendivil *et al.*, 2016). Thus, further studies on the diversity of species of *Gyrodactylus* of

characiforms from Neotropical region will be necessary to understand the relationships between them, and the relationships with their hosts.

Acknowledgments

We would like to thank the following individuals and agencies for supporting this study: Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES) for granting the master's student scholarship.

References

- Boeger, W. A. and Popazoglo, F.** (1995). Neotropical Monogenoidea. 23. Two new species of *Gyrodactylus* (Gyrodactylidae) from a Cichlid and an Erythrinid fish of Southeastern Brazil. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz* **90**, 689–694. doi: 10.1590/s0074-02761995000600006.
- Boeger, W. A. and Vianna, R. T.** (2006). Monogenoidea. In *Aquatic Biodiversity in Latin America* (ed. Thatcher, V., Adis, J., Arias, J., Rueda-Delgado, G., and Wantzen, K.), pp. 42–116. Pensoft Publishers, Sofia.
- Boeger, W. A., Kritsky, D. C. and Pie, M. R.** (2003). Context of diversification of the viviparous Gyrodactylidae (Platyhelminthes, Monogenoidea). *Zoologica Scripta* **32**, 437–448. doi: 10.1046/j.1463-6409.2003.00130.x.
- Boeger, W. A., Ferreira, R. C., Vianna, R. T. and Patella, L.** (2014). Neotropical monogenoidea 59. Polyonchoineans from *Characidium* spp. (Characiformes: Crenuchidae) from Southern Brazil. *Folia Parasitologica* **61**, 120–132. doi: 10.14411/fp.2014.010.
- Capparros, E. M. and Takemoto, R. M.** (2017). Gyrodactylidae (Monogenea: Platyhelminthes) parasitos branquiais de Tetragonopterinae (Characiformes: Characidae) na planície de inundação do alto rio Paraná. *Acta Limnologica Brasiliensia* **29**, e105. doi: 10.1590/S2179-975X3817.
- Cunningham, C. O.** (1997). Species variation within the internal transcribed spacer (ITS) region of *Gyrodactylus* (Monogenea: Gyrodactylidae) ribosomal RNA genes. *Journal of Parasitology* **83**, 215–219. doi: 10.2307/3284442.
- Fernandes, I. M., Bastos, Y. F., Barreto, D. S., Lourenço, L. S. and Penha, J. M.** (2017). A eficiência do óleo de cravo como anestésico e em procedimentos de eutanásia em peixes de

- pequeno porte. *Brazilian Journal of Biology* **77**, 444–450. doi: 10.1590/1519-6984.15015.
- Ferraz, E., Shinn, A. P. and Sommerville, C.** (1994). *Gyrodactylus gemini* n. sp. (Monogenea: Gyrodactylidae), a parasite of *Semaprochilodus taeniurus* (Steindachner) from the Venezuelan Amazon. *Systematic Parasitology* **29**, 217–222. doi: 10.1007/BF00009676.
- Ferreira-Sobrinho, A. and Tavares-Dias, M.** (2016). A study on monogenean parasites from the gills of some cichlids (Pisces: Cichlidae) from the Brazilian Amazon. *Revista Mexicana de Biodiversidad* **87**, 1002–1009. doi: 10.1016/j.rmb.2016.06.010.
- Humason, G. L.** (1979). *Animal Tissue Techniques*, 4th Edn. WM Freeman & Co, São Francisco.
- Kritsky, D. C. and Fritts, T. H.** (1970). Monogenetic trematodes from Costa Rica with the proposal of *Anacanthocotyle* gen. n. (Gyrodactylidae: Isancistrinae). *Proceedings of the Helminthological Society of Washington* **37**, 63–68.
- Kritsky, D. C. and Stockwell, C. A.** (2005). New Species of *Gyrodactylus* (Monogenoidea, Gyrodactylidae) From the White Sands Pupfish, *Cyprinodon tularosa*, in New Mexico. *The Southwestern Naturalist* **50**, 312–317. doi: 10.1894/0038-4909(2005)050[0312:nsogmg]2.0.co;2.
- Kritsky, D. ., Thatcher, V. . and Boeger, W. .** (1986). Neotropical Monogenea. VIII: Revision of *Urocleidoides* (Dactylogyridae, Ancyrocephalinae). *Proceedings of the Helminthological Society of Washington* **53**, 1–37.
- Kumar, S., Stecher, G., Li, M., Knyaz, C. and Tamura, K.** (2018). MEGA X: Molecular evolutionary genetics analysis across computing platforms. *Molecular Biology and Evolution* **35**, 1547–1549. doi: 10.1093/molbev/msy096.
- Luque, J. L. and Poulin, R.** (2007). Metazoan parasite species richness in Neotropical fishes: Hotspots and the geography of biodiversity. *Parasitology* **134**, 865–878. doi: 10.1017/S0031182007002272.
- Oliveira da Silva, A., Tavares Dias, M. and dos Santos Fernandes, J.** (2011). Helminthes parasitizing *Semaprochilodus insignis* Jardine, 1841 (Osteichthyes: Prochilodontidae) from the central Amazonia (Brazil) and their relationship with the host. *Neotropical Helminthology* **5**, 225–233.
- Razo-Mendivil, U., García-Vásquez, A. and Rubio-Godoy, M.** (2016). Spot the difference: Two cryptic species of *Gyrodactylus* von Nordmann, 1832 (Platyhelminthes: Monogenea)

infecting *Astyanax aeneus* (Actinopterygii, Characidae) in Mexico. *Parasitology International* **65**, 389–400. doi: 10.1016/j.parint.2016.05.009.

Schindelin, J., Rueden, C. T., Hiner, M. C. and Eliceiri, K. W. (2015). The ImageJ ecosystem: An open platform for biomedical image analysis. *Molecular Reproduction and Development* **82**, 518–529. doi: 10.1002/mrd.22489.

Thompson, J. D., Higgins, D. G. and Gibson, T. J. (1994). improving the sensitivity of progressive multiple sequence alignment through sequence weighting, position-specific gap penalties and weight matrix choice Thompson, Julie D.; Higgins, Desmond G.; Gibson, Toby J. *Nucleic Acids Research* **22**, 4673–4680.

Legends

FIGURES 1–6. *Gyrodactylus* **sp. n. 1** (Gyrodactylidae, Monogenoidea) on the body surface of *Characidium rachovii*. **1.** Holotype, whole body, ventral view. **2.** MCO. **3.** Complex of anchors, superficial and deep bars,. **4.** Hook. **5.** Anchor. **6.** Overlay of hook draws from *Gyrodactylus carolinae* (solid line) with *Gyrodactylus* **sp. n. 1** (broken line). Scale bars: 1 - 50 µm; 2, 4 - 10 µm; 3, 5 and 6 - 20 µm.

FIGURES 7–12. Differences between sclerotized structures of the *Gyrodactylus* **sp. n. 1** (7, 9 and 11) and *G. carolinae* (8, 10 and 12). **7-8.** MCO. **9-10.** Hook. **11-12.** Anchor-bar and shield complex. Scale bars. 7-10 - 5 µm; 11-12 - 20 µm.

FIGURE 13. Phylogenetic position of *Gyrodactylus* **sp. n. 1** among species of *Gyrodactylus* described is Neotropical region, based on ITS rRNA and through of Maximum Likelihood analysis (500 replicates). Values bellow the branch means the bootstrap support.

TABLE I. Sequences of Gyrodactylidae used in the phylogenetic reconstruction and number of GenBank database.

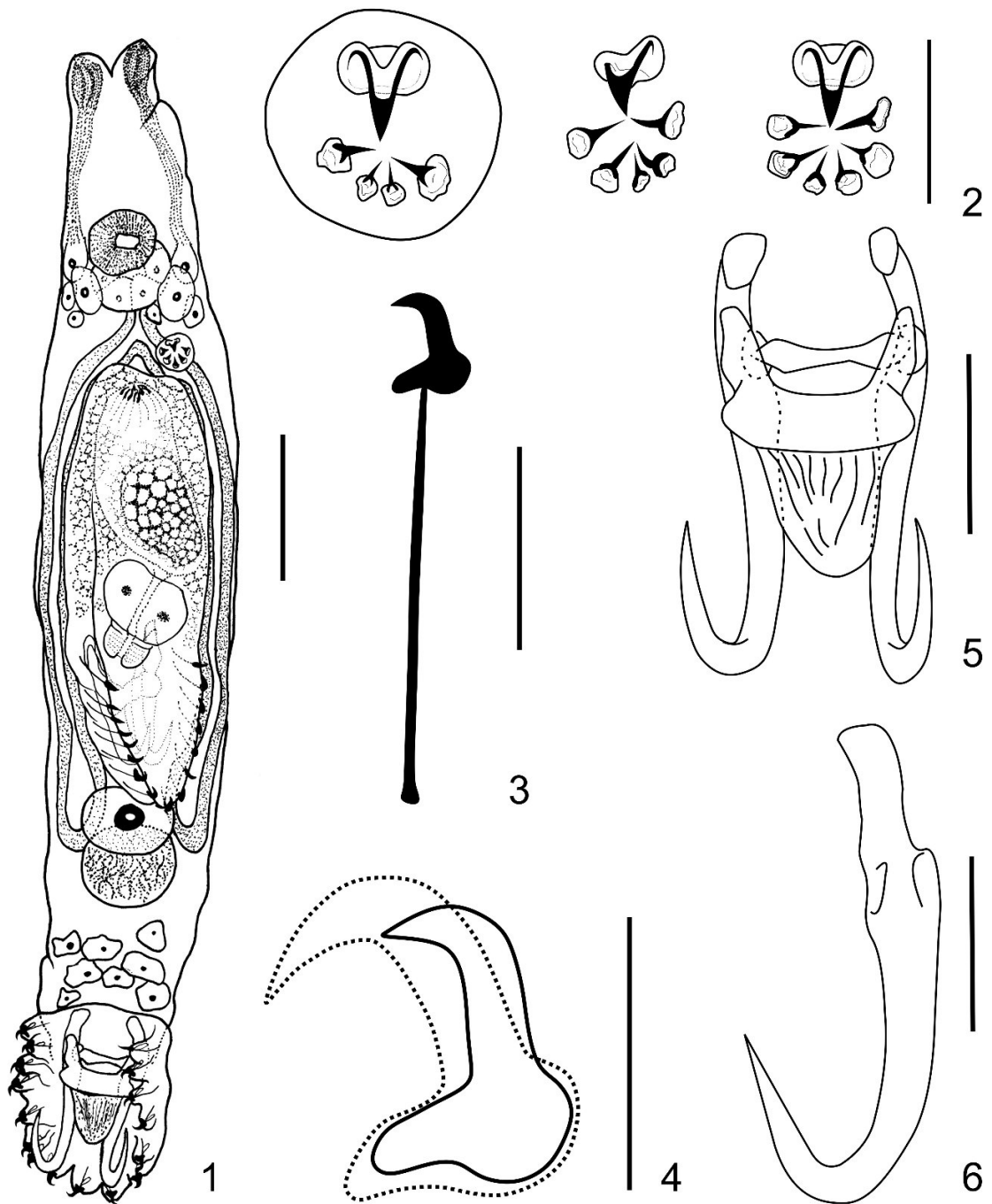
Species	GenBank number	Reference
<i>Aglaiogyrodactylus ctenistus</i>	KF767471	Bueno-Silva & Boeger, 2014
<i>Aglaiogyrodactylus</i> sp.	MT345552	Branchi <i>et al.</i> , unpublished data
<i>Gyrodactylus anisopharynx</i>	MH035872	Razzolini <i>et al.</i> , 2019
<i>Gyrodactylus bullatarudis</i>	AJ011410	Cable <i>et al.</i> , 1999
<i>Gyrodactylus corydori</i>	HQ636620	Bueno-Silva <i>et al.</i> , 2011
<i>Gyrodactylus pictae</i>	AY692023	Cable <i>et al.</i> , 2005
<i>Gyrodactylus poeciliae</i>	AJ001844	Harris & Cable, unpublished data
<i>Gyrodactylus salaris</i>	AF328871	Ziętara <i>et al.</i> , 2002
<i>Gyrodactylus superbus</i>	MH035869	Razzolini <i>et al.</i> , 2019
<i>Gyrodactylus turnbulli</i>	AJ001846	Cable <i>et al.</i> , 1999
<i>Gyrodactylus carolinae</i> isolate 1	KF673402	Boeger <i>et al.</i> , 2014
<i>Gyrodactylus carolinae</i> isolate 2	KF673403	Boeger <i>et al.</i> , 2014
<i>Gyrodactylus</i> sp. n. 1 isolate 1	Present study	Present study
<i>Gyrodactylus</i> sp. n. 1 isolate 2	Present study	Present study
<i>Gyrodactylus</i> sp. n. 1 isolate 3	Present study	Present study
<i>Gyrodactylus</i> sp. n. 1 isolate 4	Present study	Present study
<i>Gyrodactylus taken</i> isolate 1	KR733209	Razo-Mendivil <i>et al.</i> , 2016
<i>Gyrodactylus taken</i> isolate 2	KR733210	Razo-Mendivil <i>et al.</i> , 2016
<i>Gyrodactylus pakan</i> isolate 1	KR733205	Razo-Mendivil <i>et al.</i> , 2016
<i>Gyrodactylus pakan</i> isolate 2	KR733206	Razo-Mendivil <i>et al.</i> , 2016

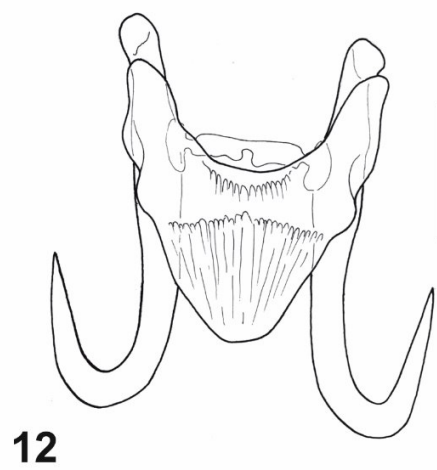
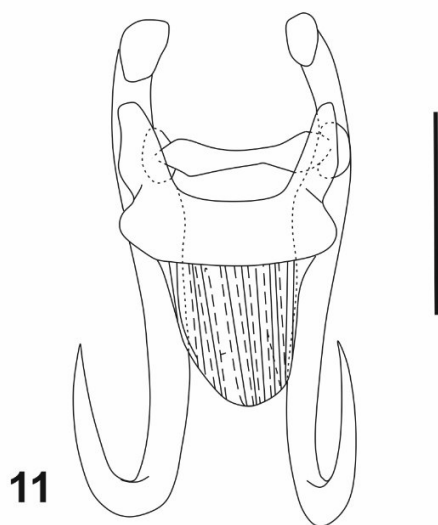
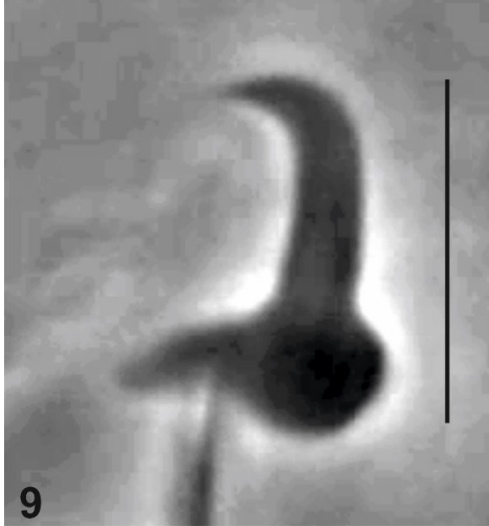
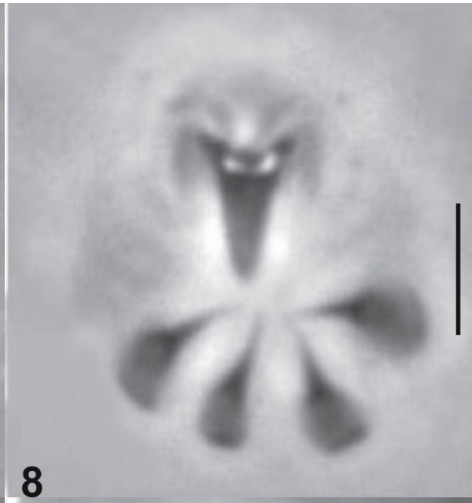
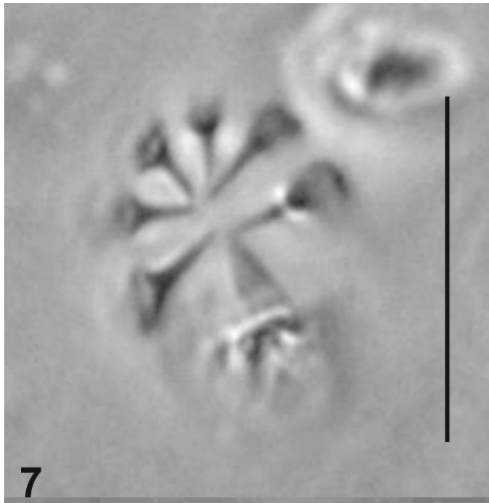
TABLE II. Measurements data (μm) from sclerotized structures from *Gyrodactylus* **sp. n. 1** and *G. carolinae* Boeger, Ferreira, Vianna & Patella, 2014. In parentheses are the amplitudes and the number of measurements.

Species		<i>Gyrodactylus</i> n. sp.	<i>G. carolinae</i>
Source of data		This study	Boeger <i>et al.</i> 2014
Body size	Length	553 (360 - 769, n = 13)	431 (n = 1)
	Width	128 (62 - 170, n = 13)	73 (n = 1)
Anchors	Total length	54 (45 - 66, n = 10)	55 (50 - 67; n = 25)
	Shaft length	38 (35,6 - 48,1, n = 10)	
	Point length	21 (35,6 - 48, n = 10)	18 (16-20; n = 16)
Superficial bar	Length	23 (20,8 - 25,7, n = 3)	10 (9-12; n = 3)
	Width	6,7 (6,2 - 7,6, n = 3)	49 (45-51; n = 3)
Deep bar	Length	19,2 (15,5 - 23, n = 3)	
	Width	2,1 (1,9 - 2,3, n = 3)	
Hook	Total length	25 (23 - 27, n = 10)	25 (23-28; n = 15)
	Hook shank	20 (17,3 - 22, n = 10)	
	Hooklet	5,2 (4,4 - 6,6, n = 10)	6 (6-8; n = 25)
MCO	Diameter	13 (11 - 15, n = 6)	18 (n = 1)

TABLE III. Genetic distance among species of *Gyrodactylus* **sp. n. 1** and congeneric species from Neotropical region. Black region indicates (bold white word) genetic distance between *Gyrodactylus* **sp. n. 1** and *Gyrodactylus carolinae* Boeger, Ferreira, Vianna & Patella, 2014 from *Characidium* spp. (Crenuchidae). Dark gray region (white word) indicates genetic distance between *Gyrodactylus* **sp. n. 1** and *Gyrodactylus pakan* Razo-Mendivil, García-Vásquez & Rubio-Godoy, 2016 and *Gyrodactylus taken* Razo-Mendivil, García-Vásquez & Rubio-Godoy, 2016 from species of *Astyanax aeneus* (Characidae). Light gray (black word) indicate genetic distances among *Gyrodactylus* **sp. n. 1** and species of *Gyrodactylus* parasites of Cyprinodontiformes.

	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18
1 <i>G. lilianae</i>																		
2 <i>G. corydori</i>	0,387																	
3 <i>G. major</i>	0,339	0,251																
4 <i>G. bueni</i>	0,310	0,423	0,366															
5 <i>G. scleromystaci</i>	0,305	0,402	0,357	0,028														
<i>Gyrodactylus n. sp.</i>																		
6 1	0,736	0,727	0,679	0,669	0,675													
<i>Gyrodactylus n. sp.</i>																		
7 1	0,736	0,727	0,679	0,669	0,675	0,000												
<i>Gyrodactylus n. sp.</i>																		
8 1	0,736	0,727	0,679	0,669	0,675	0,000	0,000											
<i>Gyrodactylus n. sp.</i>																		
9 1	0,736	0,727	0,679	0,669	0,675	0,000	0,000	0,000										
10 <i>G. carolinae</i>	0,689	0,746	0,701	0,672	0,679	0,074	0,074	0,074	0,074									
11 <i>G. carolinae</i>	0,689	0,746	0,701	0,672	0,679	0,074	0,074	0,074	0,074	0,000								
12 <i>G. pakan</i>	0,751	0,747	0,679	0,705	0,717	0,080	0,080	0,080	0,080	0,122	0,122							
13 <i>G. pakan</i>	0,748	0,754	0,690	0,701	0,713	0,082	0,082	0,082	0,082	0,118	0,118	0,009						
14 <i>G. teken</i>	0,742	0,761	0,704	0,699	0,697	0,096	0,096	0,096	0,096	0,124	0,124	0,049	0,049					
15 <i>G. teken</i>	0,742	0,761	0,704	0,699	0,697	0,096	0,096	0,096	0,096	0,124	0,124	0,049	0,049	0,000				
16 <i>G. turnbulli</i>	0,746	0,721	0,682	0,713	0,709	0,292	0,292	0,292	0,292	0,287	0,287	0,339	0,331	0,345	0,345			
17 <i>G. pictae</i>	0,703	0,717	0,648	0,677	0,674	0,292	0,292	0,292	0,292	0,297	0,297	0,331	0,325	0,341	0,341	0,030		
18 <i>G. poeciliae</i>	0,822	0,857	0,713	0,779	0,796	0,296	0,296	0,296	0,296	0,330	0,330	0,341	0,335	0,347	0,347	0,248	0,243	
19 <i>G. bullatarudis</i>	0,775	0,800	0,725	0,737	0,724	0,270	0,270	0,270	0,270	0,295	0,295	0,324	0,323	0,318	0,318	0,246	0,235	0,158





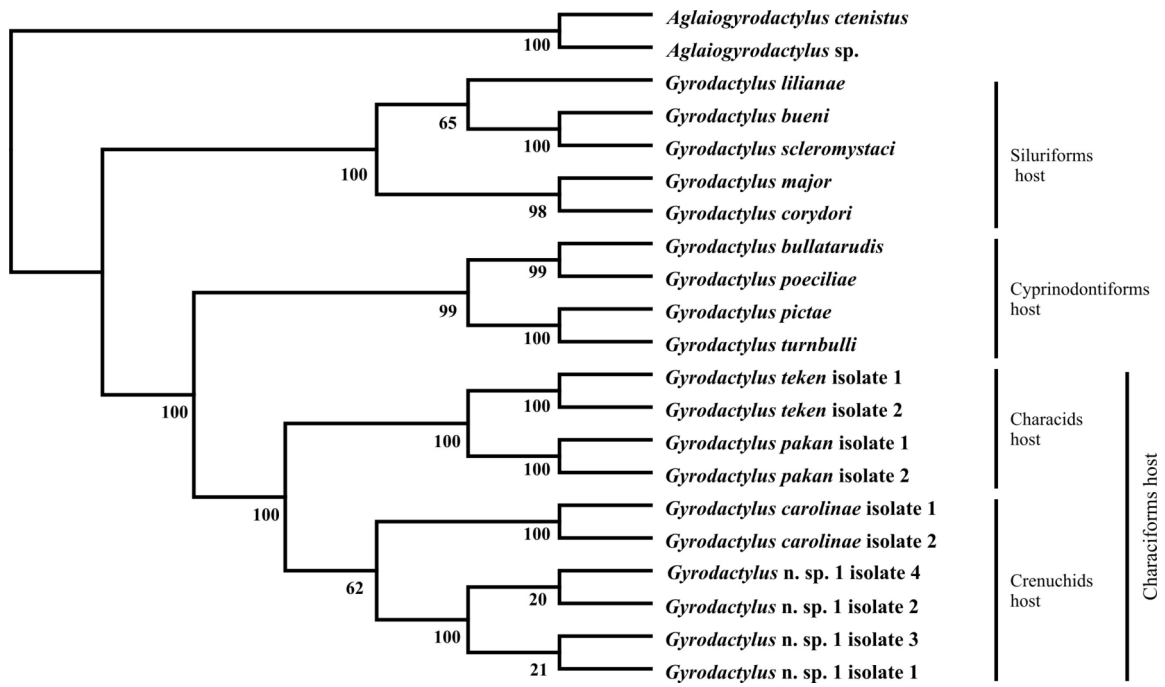


Figure 13.

CAPÍTULO 2

Dinâmica populacional de *Gyrodactylus* von Nordmann, 1832 (Platyhelminthes, Monogenoidea) parasitos de *Characidium rachovii* Regan (Characiformes, Crenuchidae) no extremo Sul do Brasil (RS)[§]

Tainã G. Silva^{1,2} • Sabrina D. Branchi^{1,2} • Fabiana Schneck¹ • Rogério T. Vianna^{1,2*}

¹*Programa de Pós-graduação em Biologia de Ambientes Aquáticos Continentais (PPGBAC/FURG), Instituto de Ciências Biológicas, Universidade Federal do Rio Grande, RS, Brasil.*

²*Universidade Federal do Rio Grande, Instituto de Ciências Biológicas, Laboratório de Biologia de Parasitos de Organismos Aquáticos, Av. Itália km 8, Rio Grande, RS 96203-900, Brasil.*

* Corresponding author: *Universidade Federal do Rio Grande, Instituto de Ciências Biológicas, Laboratório de Biologia de Parasitos de Organismos Aquáticos, Av. Itália km 8, Rio Grande, RS 96203-900, Brasil. E-mail: rt.vianna@hotmail.com*

Resumo

A dinâmica populacional de *Gyrodactylus* sp., parasito de *Characidium rachovii*, é avaliada em relação à sazonalidade, área superficial do hospedeiro e padrão de dispersão dos parasitos. Para isso, modelos lineares generalizados foram construídos a fim de verificar o efeito das variáveis preditoras (estações do ano e área superficial do hospedeiro) sobre os índices parasitológicos (variáveis respostas) abundância média (AM) e prevalência (P). A intensidade média de infestação (IMI) foi inferida de forma descritiva. A razão entre variância (S^2) e média ($\bar{X}$) foi utilizada para verificar qual o padrão de dispersão da população parasitária de acordo com a estação do ano. Foi observado que as estações do ano e a área superficial do hospedeiro explicam a variação da AM de *Gyrodactylus* sp. ($R^2=48,41$). Os parasitos foram mais abundantes em hospedeiros de tamanho intermediário (entre 280 e 420 mm²). O que pode ser associado com diferenças na susceptibilidade e/ou resistência de *Characidium rachovii* e mecanismos denso-dependentes por parte de *Gyrodactylus* sp. Menor suporte foi observado para a explicação das estações do ano e a área superficial do hospedeiro na variação dos valores de P ($R^2=26,69$). A IMI foi semelhante entre as estações do ano e classes de tamanho do hospedeiro (~ 2).

Palavras-chave área superficial, sazonalidade, denso-dependência, índices parasitológicos

Introdução

Gyrodactylus von Nordmann, 1832 é um dos gêneros mais especiosos da classe Monogenoidea e em associação a seus hospedeiros é um ótimo modelo para estudos ecológicos (Harris et al. 2004). Mudanças periódicas de parâmetros ambientais afetam especialmente os ectoparasitos que se relacionam intimamente com o meio adjacente (Poulin 1992), sendo que flutuações sazonais de temperatura, umidade e pluviosidade, influenciam na estruturação de assembleias de parasitos (Chubb 1977; Altizer et al. 2006). Diversos estudos apontam que flutuações sazonais da temperatura afetam o ciclo de vida de *Gyrodactylus* (Chubb 1977; Koskivaara 1992; Andersen e Buchmann 1998; Buchmann e Bresciani 1998), afetando a transmissão (Soleng et al. 1999), taxas de reprodução e sobrevivência (Scott e Nokes 1984; Jansen e Bakke 1993; Sereno-Uribe et al. 2012) e, conseqüentemente, determinando o tamanho das populações nos hospedeiros (Jansen e Bakke 1991; Sereno-Uribe et al. 2012). Porém, espécies de *Gyrodactylus* apresentam tolerância a diferentes amplitudes de temperatura regulando o crescimento de suas populações (Rawson e Rogers 1973; Scott e Nokes 1984; Lamková et al. 2007). *Gyrodactylus salaris* Malmberg, 1957 e *G. derjavini* Mikailov, 1975, parasitos de *Oncorhynchus mykiss* (Walbaum) de pisciculturas na Dinamarca, apresentam valores altos de prevalência e abundância nos períodos frios do ano, de Janeiro a Junho, com temperaturas entre 1°C e 11°C (Buchmann e Bresciani 1997). Já *G. salaris*, parasitos do salmão do atlântico, *Salmo salar* L. da Noruega apresentam maiores valores de abundância média durante os períodos quentes do ano do que em períodos frios (Mo 1992). *Gyrodactylus rhodei* Zitnan, 1964 da República Tcheca apresenta correlação negativa entre temperatura e prevalência e intensidade média de infestação (Dávidová et al. 2005).

O tamanho do hospedeiro também afeta a abundância e tem relação positiva com a prevalência e intensidade de infestação de ectoparasitos (Poulin, 1999). Essa relação positiva é apontada para alguns monogenóides, quando hospedeiros maiores oferecem um maior substrato para fixação e alimentação (Buchmann 1989; Buchmann e Bresciani 1998). Estudos indicam que a área da superfície do corpo disponível em um hospedeiro, tem grande efeito sobre o número de ectoparasitos que ele pode suportar (Tucker et al. 2002). A maioria dos estudos que investigam a variação da abundância de *Gyrodactylus* e tamanho do hospedeiro, o fazem associando ao comprimento do hospedeiro (Cusack 1986; Buchmann 1989; Bakke e MacKenzie 1993; Jansen e Bakke 1993; Buchmann e Bresciani 1998; Mierzejewska et al. 2011), sendo escassos os estudos que associem abundância e área superficial disponível ao parasito.

Cable e Oosterhout (2007) observaram uma relação positiva entre o tamanho de *Poecilia reticulata* Peters e abundância de *Gyrodactylus turnbulli* Harris, 1986 e *Gyrodactylus bullatarudis* Turnbull, 1956 e concluíram que hospedeiros maiores oferecem maior área de habitat. Porém, a relação entre abundância de parasitos e tamanho do hospedeiro pode ser unimodal ou mesmo negativa. Por exemplo, juvenis de *Parophrys vetulus* (Girard) recém-chegados ao estuário (2-2,9 cm) apresentaram baixos níveis de infestação por *Gyrodactylus stellatus* Crane e Mizelle, 1967, com a permanência no estuário, a intensidade de infestação aumenta, chegando a um pico nos indivíduos de tamanho médio (3-7,9 cm) e diminuindo à medida que o hospedeiro cresce (Kamiso e Olson 1986). Já a intensidade de infestação de *G. salaris*, parasito de *S. Salar* da Noruega, apresenta correlação negativa com o tamanho dos hospedeiros, a qual foi associada ao aumento da resistência dos hospedeiros aos parasitos à medida que crescem (Jansen e Bakke, 1993).

Outra forma de entender como ocorre a relação parasito-hospedeiro é através do estudo dos padrões de dispersão dos parasitos sobre a população hospedeira, representados pela razão entre a variância e a média ($s^2/\bar{x}$) do número de parasitos (Bush et al. 2001). O padrão de dispersão aleatório ocorre quando a posição de um parasito é independente da posição de outro, apontando inexistência de interação entre os parasitos e cada hospedeiro tem a mesma probabilidade de ser parasitado (Bush et al. 2001). A alta patogenicidade de endoparasitos como *Contracaecum* sp. (Guidelli et al. 2003) é relacionada à dispersão aleatória, visto que, para evitar a morte dos hospedeiros, poucos parasitos se distribuem nos mesmos (Dobson 1990).

Já na dispersão uniforme os parasitos estão distribuídos homogeneamente na população hospedeira, sugerindo a existência de uma forte interação antagonista entre os organismos infestantes (Bush et al. 2001), e.g. competição intraespecífica (Kennedy 2009). Holmes et al. (1977) observaram um número de dois *Gyrocotyle* sp. por hospedeiro devido a substâncias que esses parasitos intestinais produzem a fim de evitar que outros parasitos se estabeleçam no hospedeiro.

O padrão de dispersão agregado é o mais comumente encontrado quando comparado ao aleatório ou uniforme (Bush et al. 2001). Parasitos que possuem ciclo direto e são capazes de reinfectar os hospedeiros apresentam dispersão agregada (Anderson and Gordon 1982; Poulin et al. 2011). Apesar da dificuldade em precisar quais fatores são responsáveis pelo padrão de dispersão agregada, alguns fatores abióticos (e.g. variação da temperatura sazonal) e bióticos (e.g. tamanho

do hospedeiro) foram avaliados (Wilson et al. 2002). O desenvolvimento dos parasitos é dependente da temperatura da água, e suas variações ao longo das estações geram dispersão agregada dos parasitos (Shaw et al. 1998; Wilson et al. 2002).

Assim como as diferenças no tamanho dos hospedeiros podem ser utilizadas para representar a heterogeneidade da susceptibilidade ao parasitismo, onde hospedeiros de diferentes tamanhos podem apresentar diferentes históricos de exposição aos parasitos e graus de respostas imunológicas. Assim, atua na geração da distribuição agregada, sendo que hospedeiros maiores por terem maior área superficial disponível são mais vulneráveis a um maior nível de infestação por ectoparasitos (Poulin 2013).

Characidium Reinhardt é o gênero mais especioso de Crenuchidae (Characiformes) (Fricke et al. 2020). *Characidim rachovii* Regan é diferenciado de todas as outras espécies do Rio Grande do Sul (RS) por possui linha lateral incompleta (de 4 a 11 poros na linha lateral) (Buckup e Reis 1997) e tem como localidade-tipo o Município de Rio Grande, no extremo sul do Brasil. Essa espécie é comum em ambientes lênticos do RS até a bacia do Prata, na Argentina (Buckup 2003). No entanto, o conhecimento sobre a fauna de monogenóides para espécies de *Characidium* é pouco conhecida, registrando quatro espécies de Dactylogyridade: *Cacatuocotyle paranaensis* Boeger, Domingues & Kritsky, 1997, *Marumbius amplexus* Boeger, Ferreira, Vianna & Patella, 2014, *M. dorsivaginatatus* Boeger, Ferreira, Vianna & Patella, 2014 e *Urocleidoides anops* Kritsky & Thatcher, 1974. Entre os Gyrodactylidae, somente duas espécies de *Gyrodactylus* foram descritas parasitando esses hospedeiros: *Gyrodactylus carolinae* Boeger, Ferreira, Vianna e Patella, 2014 parasito de *C. lanei* Travassos *C. pterostictum* Gomez e *Characidium* sp. dos estados do Paraná e São Paulo e *G. inesperatus* Boeger, Ferreira, Vianna e Patella, 2014 de *Characidium* sp. de São Paulo (Boeger et al. 2014).

Assim, o presente estudo tem por objetivos: (i) investigar se existem flutuações sazonais da abundância de *Gyrodactylus* sp. em *C. rachovii*; (ii) investigar se a abundância de *Gyrodactylus* sp. possui relação com a área superficial de *C. rachovii*; e (iii) verificar qual padrão de dispersão está relacionado com a distribuição de *Gyrodactylus* sp. em *C. rachovii*.

Materiais e métodos

Coleta e processamento do material biológico

Espécimes de *C. rachovii* foram coletados de Julho de 2018 a Junho de 2019, no Arroio das Cabeças (32 ° 04'36.2 "S, 52 ° 15'08.8" W), na Vila da Quinta, município de Rio Grande, estado do Rio Grande do Sul (RS), Brasil (Fig. 1). Para conduzir este trabalho, permissões foram obtidas do Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade (ICMBio), licença n° 44582, e aprovação pela Comissão de Ética em Uso (CEUA) by the Universidade Federal do Rio Grande (Protocol n° 23116.007890/2018-16 Pq018/2018) (anexos). Variáveis ambientais foram obtidas com sonda multiparâmetro Horiba U-5000 (Fig. 2). Os hospedeiros foram coletados com uma peneira e eutanasiados através de dose letal de eugenol (400 mg L⁻¹) (Fernandes et al. 2016). Os peixes foram colocados em recipientes com água quente (60–70°C), os quais foram agitados para a liberação dos ectoparasitos (modificado de Kritsky and Stockwell 2005) e completados com etanol até concentração de 95%. Os hospedeiros foram fotografados com uma câmera digital Nikon D3200, para posterior medição da área superficial (mm²) com auxílio do programa ImageJ versão 1.52a (Schindelin et al. 2015). Para isso, o lado esquerdo dos hospedeiros foi fotografado em fundo branco, com uma escala adesiva de provas fotográficas 50 mm (2") de largura, o que permitiu a calibragem no programa ImageJ. As áreas superficiais foram medidas a partir da ferramenta polígono do programa ImageJ, o resultado em milímetros quadrados (mm²) foi multiplicado por dois, a fim de representar a área superficial do outro lado do peixe (Fig. 3). A ferramenta reta do programa ImageJ foi utilizada para a medição dos comprimentos padrão e total dos hospedeiros. O peso dos peixes foi mensurado em gramas (g) com balança de precisão Bel, modelo S2202H, com 0,01g de resolução. Os parasitos foram coletados com auxílio de um estilete histológico usando estereomicroscópio, montados em meio de Hoyer ou Grey & Wess (Humason 1979; Kritsky et al. 1986) ou corados com tricômico de Gomori e montados em bálsamo do Canadá (Humason 1979). Desenhos foram feitos com câmara clara e fotografias obtidas com câmera digital Olympus DP73, ambos acoplados a microscópio Olympus CX41. Os índices parasitológicos de prevalência (P): proporção de hospedeiros infectados, abundância média (AM): média de parasitos infestando todos os hospedeiros amostrados e intensidade média de infestação (IMI): média de parasitos apenas nos hospedeiros infestados, foram estimados (Bush et al. 1997).

Série tipo do parasito será depositada na Coleção Helminológica do Instituto Oswaldo Cruz (CHIOC).

Análise de dados

Todas as análises foram feitas utilizando o software R versão 3.6.1 (R Core Team 2018). Para avaliar se a área superficial do hospedeiro e as estações do ano afetam os índices parasitológicos abundância média (AM) e prevalência (P) foram utilizados modelos lineares generalizados (GLM). Para averiguar a distribuição que melhor se aplica aos dados foi utilizada a função *odTest* do pacote ‘pscl’ (Jackson 2017). Assim, foi utilizada distribuição binomial negativa para modelar AM e distribuição binomial para modelar P.

Considerando-se que a relação entre a área superficial do hospedeiro e a AM poderia ser não-linear, ou seja, a relação entre a abundância dos parasitos e área superficial do hospedeiro não pode ser modelada por uma linha reta, dois modelos foram construídos: Modelo 1(M1) - com uma função polinomial de 2ª ordem incluída (AM~estação+área superficial do hospedeiro+I (área superficial do hospedeiro ^2) e o Modelo 2 (M2) sem função polinomial de 2ª ordem incluída (AM~estação+área superficial do hospedeiro). Os modelos foram comparados através da função *anova* do pacote ‘stats’ (R Core Team 2020), não sendo observada diferença significativa ($p>0,05$) entre eles. Assim, foi escolhido prosseguir com o modelo mais simples, sem função polinomial. Para modelar AM foi utilizada a função *glm.nb* do pacote ‘MASS’ (Venables e Ripley 2002) seguida da função *drop1* do pacote ‘stats’ para construir a tabela de análise de deviance.

Finalmente, foi realizado teste *post-hoc* de Tukey-Kramer para avaliar a significância entre os níveis (primavera, verão, outono, inverno) da variável independente estação (sazonalidade), utilizando o pacote ‘PMCMR’ (Pohlert 2014). A fim de avaliar o ajuste do modelo, o pseudo- R^2 foi obtido através da equação 1 (Dobson 2002).

- Equação 1: $100 \times \frac{\text{null deviance} - \text{residual deviance}}{\text{null deviance}}$

Para avaliar diferenças na prevalência de *Gyrodactylus* sp. entre as estações do ano e área superficial do hospedeiro foram criados dois modelos: um com uma função polinomial de 2ª ordem incluída (P~estação+área superficial do hospedeiro+I (área superficial do hospedeiro ^2) e outro sem a função polinomial de 2ª ordem incluída (P~estação+área superficial do hospedeiro).

A comparação dos modelos apontou diferença significativa, sendo utilizado posteriormente o modelo com a função polinomial incluída. Da mesma forma que para a análise de AM, foi construída a tabela de deviance do modelo, aplicado teste *post-hoc* de Tukey e calculado o pseudo- R^2 .

Já para a IMI não foi possível construir GLM's, por conta de as observações serem desbalanceadas (número de amostras muito variável entre as estações). Assim, a avaliação foi descritiva.

Foi realizada uma separação dos hospedeiros por classes de tamanho segundo a equação de Strugers ($k = 1 + 3,3 \times \log n$), onde k é o número de classes (valores de k com números decimais arredondados para cima) e n o número de indivíduos. Após a separação por classes foi realizado o cálculo de intervalo entre classes de tamanho em área superficial ($IC = (C_{tf} - C_{ti})/k$), onde IC é o intervalo de classes em milímetros quadrados (mm^2), C_{tf} é o valor em tamanho de área superficial total do maior hospedeiro, C_{ti} o valor de área superficial total do menor hospedeiro e k o número de classes de tamanho. As classes de comprimento tiveram seus índices parasitários calculados.

Para constatar qual o padrão de distribuição da população de *Gyrodactylus* sobre a população de *C. rachovii* nas diferentes estações do ano e classes de tamanho, foi feito o teste de distribuição ($S^2/\bar{X}$), onde S^2 é a variância da amostra e $\bar{X}$ é a média dos valores da amostra. O padrão de distribuição agregado é dado pela razão variância/média ($S^2/\bar{X}$) sendo maior que 1 (um) com $S^2 > \bar{X}$; a razão variância/média ($S^2/\bar{X}$) com valor aproximado de 1 (um) e $S^2 \approx \bar{X}$ representa distribuição aleatória; e razão variância/média ($S^2/\bar{X}$) com valor menor do que 1 (um) e $S^2 < \bar{X}$ representa distribuição uniforme (Bush et al. 2001).

Resultados

Cento e oitenta e oito espécimens de *C. rachovii* foram coletados, apresentando comprimento total entre 21,09 mm e 47,35 mm, comprimento padrão entre 16,40 mm e 38,68 mm, peso entre 0,08 g e 1,02 g e área de superfície corporal variando de 105,58 a 675,22 mm^2 . As variáveis ambientais são apresentadas na Tabela 1. Foram encontrados 50 espécimes de *Gyrodactylus* sp. nos peixes analisados. Os maiores valores de AM, P e IMI foram observados no inverno (Tabela 2). Foi observada maior abundância dos parasitos nos hospedeiros de tamanho intermediário em área superficial (Fig. 4; Tabela 3). A AM de *Gyrodactylus* sp. foi explicada significativamente

tanto pela estação do ano quanto pela área superficial do hospedeiro, apresentando relação positiva com estas variáveis (Tabela 4) (ver Material suplementar 3). O modelo apresentou um poder explicativo (pseudo- R^2) de 48,41%. Entretanto, o teste de comparações múltiplas (Material Suplementar 4) aponta que a AM de *Gyrodactylus* sp. não difere significativamente ($p>0,05$) entre nenhuma das estações.

A estação do ano e a área superficial afetam a prevalência de *Gyrodactylus* sp., sendo que a relação de P com a área superficial do hospedeiro não é linear, sendo maior em hospedeiros de tamanho intermediário (Tabelas 2 e 5) (ver Material Suplementar 5). O poder explicativo do GLM da P é de 26,69%. Com relação às estações do ano, o teste de Tukey-Kramer indicou que não há diferenças significativas entre os níveis (Material Suplementar 6). Assim como ocorrer para a AM, isso se deve ao fato de o valor de p se tornar mais ajustado nesse tipo de teste de comparações múltiplas.

Os valores de IMI tanto para as estações do ano como para as classes de tamanho apresentaram um valor em torno de 2, exceto para o outono, onde foi observado um parasito infestando um hospedeiro (Tabelas 2 e 3).

Quanto à dispersão dos parasitos por estação do ano foi observado que a variância foi maior do que a média no inverno ($S^2=1,68$; $\bar{X}=0,65$; $S^2/\bar{X}=2,59$), primavera ($S^2=0,54$; $\bar{X}=0,21$; $S^2/\bar{X}=2,60$) e verão ($S^2=0,06$; $\bar{X}=0,03$; $S^2/\bar{X}=2$). Porém, a variância e média foram iguais no outono ($S^2=0,04$; $\bar{X}=0,04$; $S^2/\bar{X}=1$). Assim, *Gyrodactylus* sp. apresentou dispersão agregada no inverno, primavera e verão; e distribuição uniforme no outono.

A equação de Sturges resultou em nove classes de tamanho de área superficial. Como a informação ficou muito dispersa pelo elevado número de classes, as mesmas foram concentradas em três classes. Oitenta e cinco hospedeiros foram alocados na Classe 1 = peixes de pequena área superficial (105,58 – 297,5 mm²); 89 na Classe 2 = peixes com tamanho intermediário de área superficial (298,02 – 488,02 mm²); 14 na Classe 3 = peixes com grande área superficial disponível (491,22 – 675,22 mm²). A variância de abundância de *Gyrodactylus* sp. foi maior do que a média em todas as classes de tamanho: Classe 1 ($S^2=0,15$; $\bar{X}=0,06$; $S^2/\bar{X}=2,29$), Classe 2 ($S^2=1,30$; $\bar{X}=0,47$; $S^2/\bar{X}=2,74$) e Classe 3 ($S^2=0,28$; $\bar{X}=0,14$; $S^2/\bar{X}=2$), indicando dispersão agregada em todas as classes de tamanho.

Discussão

A maior abundância de *Gyrodactylus* sp. em espécimens de *C. rachovii* com tamanho intermediário de área superficial (Figura 1) indica diferenças na capacidade dos hospedeiros responderem aos parasitos (Bakke and MacKenzie 1993; Jansen and Bakke 1993; Matejusová et al. 2006). Zelmer e Arai (1998) apontam que um fator importante no estabelecimento de parasitos que utilizam quimiotaxia para encontrar o hospedeiro, que é o caso de *Gyrodactylus* spp. é o tamanho dos peixes (Whittington et al. 2000). Isso porque quanto maior o hospedeiro, maior será a quantidade de muco, e consequentemente, maior a quantidade de moléculas para o parasito reconhecer (Zelmer e Arai 1998).

Entretanto, Jansen e Bakke (1993) observaram uma correlação negativa entre a intensidade de infestação de *G. salaris* e o comprimento de *S. salar*. Os autores apontam a diminuição da susceptibilidade e/ ou aumento da resistência aos parasitos à medida que os hospedeiros ficam maiores. Assim, apesar de hospedeiros maiores oferecerem maior área superficial ao ectoparasitismo do que hospedeiros menores, o aumento no tamanho pode significar uma melhor capacidade de responder imunologicamente às infestações (Bakke e MacKenzie 1993). Logo, o maior número de espécimes de *Gyrodactylus* sp. associado a hospedeiros de tamanho intermediário pode ser explicado pelo fato de hospedeiros pequenos ainda não terem sido expostos à infestação pelo parasito, e porque hospedeiros maiores podem ser capazes de desenvolver mecanismos de defesa imunológica aos parasitos. Similar ao caso de *G. stellatus* parasito de *P. vetulus*, registrado por Kamiso e Olson (1986), no qual os hospedeiros menores ainda não haviam adentrado o estuário, não sendo expostos aos parasitos. Porém, conforme os hospedeiros permanecem nesse ambiente, aumenta o nível de infestação de *G. stellatus*, que logo começa a diminuir nos hospedeiros maiores devido à capacidade dos mesmos responderem imunologicamente e diminuírem as populações do parasito.

Os parasitos monogenéticos têm seus ciclos de vida afetados pela temperatura da água (Chubb 1977; Koskivaara 1992). Estudos em diferentes ambientes e regiões geográficas demonstraram como as flutuações sazonais da temperatura afetam a dinâmica de populações de *Gyrodactylus* (Andersen e Buchmann 1998; Buchmann e Bresciani 1997; Chubb 1977; Koskivaara 1992). *Gyrodactylus salaris* e *G. derjavini* parasitos de *Oncorhynchus mykiss* de pisciculturas na Dinamarca expressam valores altos de prevalência e abundância (0,2 – 0,7 parasitos por hospedeiro) nos períodos frios do ano, sendo isso de Janeiro a Junho com temperaturas de 1º a

11°C (inverno e primavera) (Buchmann e Bresciani 1997). Já *G. salaris* parasitos do salmão do atlântico *S. salar* da Noruega apresentam maiores valores de abundância média durante os períodos quentes do ano (verão e início da primavera) do que frios (final de outono e inverno) (Mo 1992). *Gyrodactylus rhodei* da República Tcheca apresenta correlação negativa entre temperatura e prevalência (nº de hospedeiros infestados) e intensidade média de infestação (nº de parasitos nos hospedeiros infectados) (Dávidová et al. 2005). No presente estudo foram observados picos de AM, P e IMI de *Gyrodactylus* sp. de *C. rachovii* no inverno, com temperatura de 14,6°C (Tabela 1), o que indica o papel das temperaturas baixas para impulsionar o crescimento da população de *Gyrodactylus* sp.

Uma explicação para dado evento seria a de que variações sazonais de temperatura afetam os parasitos monogenéticos indiretamente, já que a resistência imunológica dos hospedeiros é suprimida em baixas temperaturas (Koskivaara 1992), o que explicaria a maior abundância de *Gyrodactylus* sp. parasito de *C. rachovii* no inverno. Mudanças sazonais das características da água, principalmente temperatura, causam efeitos na imunologia do peixe (Lamková et al. 2007). A imunidade adquirida é mais sensível do que a inata às baixas temperaturas (Ainsworth et al. 1991). Os Fagócitos de *Tinca tinca* L. são resistentes a baixas temperaturas e mais efetivos durante o inverno (12°C), e assim importantes em prevenir doenças quando a temperatura da água está baixa (Collazos et al. 1994). Lamková et al. (2007) relataram que a imunossupressão de *Leuciscus cephalus* (L.) em baixas temperaturas de água está associada ao declínio da função dos linfócitos. *Rhamdia quelen* (Quoy e Gaimard) cultivados no Sul do Brasil apresentaram imunossupressão (menor número de leucócitos e plaquetas) na estação fria, coincidindo com a diminuição da temperatura da água e menor valor de IMI de *Scleroductus* sp. (Gyrodactylidae), quando comparado a estação quente (Figueredo et al. 2014). Os mesmos autores também hipotetizaram que o maior número de leucócitos e plaquetas na estação quente pode estar associado ao maior IMI de *Scleroductus* sp.

A distribuição agregada de *Gyrodactylus* sp. observada em quase todas as estações do ano e em todas as classes de tamanho pode estar associada ao modo de reprodução. O acúmulo de parasitos pode ser um efeito da rápida colonização dos hospedeiros, visto que um espécime de *Gyrodactylus* pode fundar uma população e aumentar a população reproduzindo partenogeneticamente (Bakke et al. 2002; Boeger et al. 2003). Tanto, que em diferentes estudos, *Gyrodactylus turnbulli* Harris, 1986 parasito de *Poecilia reticulata* Peters (Scott 1987) e *G.*

colemanensis Mizelle e Kritsky, 1967 parasito de *Salmo gairdneri* Richardson se distribuíram de forma agregada em seus respectivos hospedeiros ao longo de todo ciclo de infestação (Cusack 1986).

Entretanto, é percebido que os hospedeiros infestados apresentam uma média de dois parasitos (Tabelas 1 e 2), ou seja, mecanismos denso-dependentes podem estar atuando de modo que cada hospedeiro apresenta uma quantidade limite de espécimes de *Gyrodactylus* sp. Conforme Kennedy (1977), um equilíbrio dinâmico seria alcançado pelos parasitos através de processos de “feedback” negativo, ocorrendo assim oscilações em torno de um valor médio de indivíduos por hospedeiro. Assim, para evitar competição, ou morte dos hospedeiros, espécimes de *Gyrodactylus* podem migrar para o substrato (e a seguir para um novo hospedeiro) ou diretamente para um novo hospedeiro (Bakke et al. 2007). Além de viverem em baixa intensidade nos hospedeiros, para evitar competição intra-específica ou respostas imunológicas dos hospedeiros, girodactilídeos são capazes de migrar por diferentes regiões do corpo do peixe e para outros hospedeiros, indicando a atuação de mecanismos denso-dependentes (Rubio-Godoy et al. 2012). Em um estudo acerca da regulação populacional de *G. salaris* parasito de *S. salar*, Ramírez et al. (2015) perceberam que o número de parasitos infestando os hospedeiros no início dos experimentos exerceu controle denso-dependente limitante sobre as taxas de crescimento das populações de *G. salaris*. De modo que quanto maior o número de *Gyrodactylus* no início do experimento, menor o crescimento da população no hospedeiro (Ramírez et al. 2015).

Agradecimentos

Gostaríamos de agradecer as seguintes pessoas e instituições: a Claudio Rossano Trindade Trindade e Leonardo Marques Furlanetto pela manutenção e fornecimento da sonda multiparâmetro; à Aline Fonseca, Daniela Binow e Madalena Linder pelo auxílio nas saídas de campo; ao Juliano Marangoni e Paul Kinas pelo auxílio inicial na análise dos dados; à Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES) e ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq).

Referências

- Ainsworth AJ, Dexiang C, Waterstrat PR, Greenway T (1991) Effect of temperature on the immune system of channel catfish (*Ictalurus punctatus*)-II. Adaptation of anterior kidney phagocytes to 10°C. *Comp Biochem Physiol -- Part A Physiol* 100:913–918. [https://doi.org/10.1016/0300-9629\(91\)90314-3](https://doi.org/10.1016/0300-9629(91)90314-3)
- Altizer S, Dobson A, Hosseini P, et al (2006) Seasonality and the dynamics of infectious diseases. *Ecol. Lett.* 9:467–484
- Andersen PS, Buchmann K (1998) Temperature dependent population growth of *Gyrodactylus derjavini* on rainbow trout, *Oncorhynchus mykiss*. *J Helminthol* 72:9–14. <https://doi.org/10.1017/s0022149x00000900>
- Anderson RM, Gordon DM (1982) Processes Influencing the Distribution of Parasite Numbers within Host Populations with Special Emphasis on Parasite-Induced Host Mortalities. *Parasitology* 85:373–398. <https://doi.org/10.1017/S0031182000055347>
- Bakke TA, Cable J, Harris PD (2007) The Biology of Gyrodactylid Monogeneans: The “Russian-Doll Killers.” *Adv Parasitol* 64:161–376. [https://doi.org/10.1016/S0065-308X\(06\)64003-7](https://doi.org/10.1016/S0065-308X(06)64003-7)
- Bakke TA, Harris PD, Cable J (2002) Host specificity dynamics: Observations on gyrodactylid monogeneans. *Int J Parasitol* 32:281–308. [https://doi.org/10.1016/S0020-7519\(01\)00331-9](https://doi.org/10.1016/S0020-7519(01)00331-9)
- Bakke TA, MacKenzie K (1993) Comparative susceptibility of native Scottish and Norwegian stocks of Atlantic salmon, *Salmo salar* L., to *Gyrodactylus salaris* Malmberg: Laboratory experiments. *Fish Res* 17:69–85. [https://doi.org/10.1016/0165-7836\(93\)90008-U](https://doi.org/10.1016/0165-7836(93)90008-U)
- Boeger WA, Ferreira RC, Vianna RT, Patella L (2014) Neotropical monogenoidea 59. Polyonchoineans from *Characidium* spp. (Characiformes: Crenuchidae) from Southern Brazil. *Folia Parasitol (Praha)* 61:120–132. <https://doi.org/10.14411/fp.2014.010>
- Boeger WA, Kritsky DC, Pie MR (2003) Context of diversification of the viviparous Gyrodactylidae (Platyhelminthes, Monogenoidea). *Zool Scr* 32:437–448. <https://doi.org/10.1046/j.1463-6409.2003.00130.x>
- Buchmann K (1989) Relationship between host size of *Anguilla anguilla* and the infection level of the monogeneans *Pseudodactylogyrus* spp. *J Fish Biol* 35:599–601. <https://doi.org/https://doi.org/10.1111/j.1095-8649.1989.tb03011.x>
- Buchmann K, Bresciani J (1998) Microenvironment of *Gyrodactylus derjavini* on rainbow trout *Oncorhynchus mykiss*: Association between mucous cell density in skin and site selection.

- Parasitol Res 84:17–24. <https://doi.org/10.1007/s004360050350>
- Buchmann K, Bresciani J (1997) Parasitic infections in pond-reared rainbow trout *Oncorhynchus mykiss* in Denmark. Dis Aquat Org 28:125–138. <https://doi.org/10.3354/dao028125>
- Buckup PA (2003) Family Crenuchidae. In: Reis RE, Kullander SO, Carl J. Ferraris J (eds) Check List of the Freshwater Fishes of South and Central America. EDIPUCRS, Porto Alegre, pp 88–96
- Buckup PA, Reis RE (1997) Characidiin Genus *Characidium* (Teleostei, Characiformes) in Southern Brazil, with Description of Three New Species. Copeia 1997:531. <https://doi.org/10.2307/1447557>
- Bush AO, Lafferty KD, Lotz JM, Shostak AW (1997) Parasitology Meets Ecology on Its Own Terms: Margolis et al. Revisited. J Parasitol 83:575. <https://doi.org/10.2307/3284227>
- Chubb JC (1977) Seasonal Occurrence of Helminths in Freshwater Fishes Part I. Monogenea. Adv Parasitol 15:133–199. [https://doi.org/10.1016/S0065-308X\(08\)60528-X](https://doi.org/10.1016/S0065-308X(08)60528-X)
- Collazos ME, Ortega E, Barriga C (1994) Effect of temperature on the immune system of a cyprinid fish (*Tinca tinca*, L). Blood phagocyte function at low temperature. Fish Shellfish Immunol 4:231–238. <https://doi.org/https://doi.org/10.1006/fsim.1994.1021>
- Cusack R (1986) Development of Infections of *Gyrodactylus colemanensis* Mizelle and Kritsky, 1967 (Monogenea) and the Effect on Fry of *Salmo gairdneri* Richardson. J Parasitol 38:356–359
- Dávidová M, Jarkovský J, Matějusková I, Gelnar M (2005) Seasonal occurrence and metrical variability of *Gyrodactylus rhodei* Žitňan 1964 (Monogenea, Gyrodactylidae). Parasitol Res 95:398–405. <https://doi.org/10.1007/s00436-005-1311-0>
- Dobson AJ (2002) An introduction to generalized linear models. Chapman & Hall/CRC
- Dobson AP (1990) Models for multi-species communities. In: Esch G.W., Bush A.O. AJM (ed) Parasite Communities: Patterns and Processes. Springer, Dordrecht, pp 261–288
- Fernandes IM, Bastos YF, Barreto DS, et al (2016) The efficacy of clove oil as an anaesthetic and in euthanasia procedure for small-sized tropical fishes. Brazilian J Biol 77:444–450. <https://doi.org/10.1590/1519-6984.15015>
- Figueredo AB, Tancredo KR, Hashimoto GS de O, et al (2014) Haematological and parasitological assessment of silver catfish *Rhamdia quelen* farmed in Southern Brazil. Rev Bras Parasitol Veterinária 23:157–163. <https://doi.org/10.1590/s1984-29612014028>

- Fricke R, Eschmeyer WN, Van der Laan R (2020) Eschmeyer's Catalog of Fishes: genera, species, references. <https://www.calacademy.org/scientists/projects/eschmeyers-catalog-of-fishes>. Accessed 10 Feb 2020
- Guidelli GM, Isaac A, Takemoto RM, Pavanelli GC (2003) Endoparasite infracommunities of *Hemisorubim platyrhynchos* (Valenciennes, 1840) (Pisces: Pimelodidae) of the Baía River, Upper Parana River floodplain, Brazil: specific composition and ecological aspects. *Braz J Biol* 63:261–268. <https://doi.org/10.1590/S1519-69842003000200011>
- Holmes, JC, Hobbs, RP, Leong TS (1977) Populations in perspective: community organization and regulation of parasite populations. In: Bush AO (ed) *Regulation of Parasite Populations*. Academic Press, Nova Iorque e Londres, pp 209–245
- Humason GL (1979) *Animal Tissue Techniques*, 4th edn. WM Freeman & Co, São Francisco
- Jackson S. pscl: Classes and Methods for R Developed in the Political Science Computational Laboratory. United States Studies Centre, University of Sydney. Sydney, New South Wales, Australia. R package version 1.5.2. Disponível em <<https://github.com/atahk/pscl/>>.
- Jansen PA, Bakke TA (1993) Regulatory processes in the monogenean southeast Norway. *Fish Res* 17:87–101
- Kamiso AHN, Olson RE (1986) Host-Parasite Relationships Between *Gyrodactylus stellatus* (Monogenea: Gyrodactylidae) and *Parophrys vetulus* (Pleuronectidae: English Sole) from Coastal Waters of Oregon. *J Parasit* 72:125–129
- Kennedy CR (2009) The ecology of parasites of freshwater fishes: The search for patterns. *Parasitology* 136:1653–1662. <https://doi.org/10.1017/S0031182009005794>
- Kennedy CR (1977) The Regulation of Fish Parasite Population. In: Esch G (ed) *Regulation of Parasite Populations*. Academic Press, Nova Iorque e Londres, pp 63–110
- Koskivaara M (1992) Environmental factors affecting monogeneans parasitic on freshwater fishes. *Parasitol Today* 8:339–342. [https://doi.org/10.1016/0169-4758\(92\)90069-E](https://doi.org/10.1016/0169-4758(92)90069-E)
- Kritsky D., Thatcher V., Boeger W. (1986) Neotropical Monogenea. VIII: Revision of *Urocleidoides* (Dactylogyridae, Ancyrocephalinae). *Proc Helminthol Soc Wash* 53:1–37
- Kritsky DC, Stockwell CA (2005) New Species of *Gyrodactylus* (Monogeneoidea, Gyrodactylidae) From the White Sands Pupfish, *Cyprinodon tularosa*, in New Mexico. *Southwest Nat* 50:312–317. [https://doi.org/10.1894/0038-4909\(2005\)050\[0312:nsogmg\]2.0.co;2](https://doi.org/10.1894/0038-4909(2005)050[0312:nsogmg]2.0.co;2)

- Lamková K, Šimková A, Palíková M, et al (2007) Seasonal changes of immunocompetence and parasitism in chub (*Leuciscus cephalus*), a freshwater cyprinid fish. *Parasitol Res* 101:775–789. <https://doi.org/10.1007/s00436-007-0546-3>
- Matejusová I, Felix B, Sorsa-Leslie T, et al (2006) Gene expression profiles of some immune relevant genes from skin of susceptible and responding Atlantic salmon (*Salmo salar* L.) infected with *Gyrodactylus salaris* (Monogenea) revealed by suppressive subtractive hybridisation. *Int J Parasitol* 36:1175–1183. <https://doi.org/10.1016/j.ijpara.2006.04.009>
- Mierzejewska K, Martyniak A, Kakareko T, et al (2011) *Gyrodactylus proterorhini* Ergens, 1967 (Monogenoidea, Gyrodactylidae) in gobiids from the Vistula River - The first record of the parasite in Poland. *Parasitol Res* 108:1147–1151. <https://doi.org/10.1007/s00436-010-2175-5>
- Mo TA (1992) Seasonal variations in the prevalence and infestation intensity of *Gyrodactylus salaris* Malmberg, 1957 (Monogenea: Gyrodactylidae) on Atlantic salmon parr, *Salmo salar* L., in the River Batnfjordselva, Norway. *J Fish Biol* 41:697–707. <https://doi.org/10.1111/j.1095-8649.1992.tb02699.x>
- Pohlert T (2014) The Pairwise Multiple Comparison of Mean Ranks Package (PMCMR). Pacote do R versão 3.6.1. Disponível em CRAN.R-project.org/package=PMCMR.
- Poulin R (2013) Explaining variability in parasite aggregation levels among host samples. *Parasitology* 140:541–546. <https://doi.org/10.1017/S0031182012002053>
- Poulin R, Krasnov BR, Mouillot D, Thieltges DW (2011) The comparative ecology and biogeography of parasites. *Philos Trans R Soc B Biol Sci* 366:2379–2390. <https://doi.org/10.1098/rstb.2011.0048>
- R Core Team (2018) R: A language and Environment for Statistical Computing. R Foundation for Statistical Computing, Vienna, Austria. [available on internet at <http://www.R-project.org/>.]
- Ramírez R, Bakke TA, Harris PD (2015) Population regulation in *Gyrodactylus salaris*-Atlantic salmon (*Salmo salar* L.) interactions: Testing the paradigm. *Parasites and Vectors* 8:1–14. <https://doi.org/10.1186/s13071-015-0981-4>
- Rubio-Godoy M, Muñoz-Córdova G, Garduño-Lugo M, et al (2012) Microhabitat use, not temperature, regulates intensity of *Gyrodactylus cichlidarum* long-term infection on farmed tilapia-Are parasites evading competition or immunity? *Vet Parasitol* 183:305–316.

- <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2011.07.040>
- Schindelin J, Rueden CT, Hiner MC, Eliceiri KW (2015) The ImageJ ecosystem: An open platform for biomedical image analysis. *Mol Reprod Dev* 82:518–529. <https://doi.org/10.1002/mrd.22489>
- Scott ME, Nokes JD (1984) Temperature-dependent reproduction and survival of *Gyrodactylus bullatarudis* (Monogenea) on guppies (*Poecilia reticulata*). *Parasitology* 89:221–228. <https://doi.org/10.1017/S0031182000001256>
- Sereno-Uribe AL, Zambrano L, García-Varela M (2012) Reproduction and Survival Under Different Water Temperatures of *Gyrodactylus mexicanus* (Platyhelminthes: Monogenea), a Parasite of *Girardinichthys multiradiatus* in Central Mexico. *J Parasitol* 98:1105–1108. <https://doi.org/10.1645/ge-3053.1>
- Shaw DJ, Grenfell BT, Dobson AP (1998) Patterns of macroparasite aggregation in wildlife host populations. *Parasitology* 117:597–608. <https://doi.org/10.1017/S0031182098003448>
- Soleng A, Jansen PA, Bakke TA (1999) Transmission of the monogenean *Gyrodactylus salaris*. *Folia Parasitol (Praha)* 46:179–184. [https://doi.org/10.1016/s1383-5769\(98\)80927-6](https://doi.org/10.1016/s1383-5769(98)80927-6)
- Tucker CS, Sommerville C, Wootten R (2002) Does size really matter? Effects of fish surface area on the settlement and initial survival of *Lepeophtheirus salmonis*, an ectoparasite of Atlantic salmon *Salmo salar*. *Dis Aquat Organ* 49:145–152. <https://doi.org/10.3354/dao049145>
- Venables WN, Ripley BD (2002) *Modern Applied Statistics with S*. Fourth Edition. Springer, New York.
- Whittington ID, Cribb BW, Hamwood TE, Halliday JA (2000) Host-specificity of monogenean (platyhelminth) parasites: A role for anterior adhesive areas? *Int J Parasitol* 30:305–320. [https://doi.org/10.1016/S0020-7519\(00\)00006-0](https://doi.org/10.1016/S0020-7519(00)00006-0)
- Wilson K, Bjørnstad ON, Dobson a. P, et al (2002) Heterogeneities in macroparasite infections: patterns and processes. In: Hudson PJ, Rizzoli A, Grenfell BT, et al. (eds) *The Ecology of Wildlife Diseases*, 1^a. Oxford University Press, Oxford, pp 6–44
- Zelmer DA, Arai HP (1998) The Contributions of Host Age and Size to the Aggregated Distribution of Parasites in Yellow Perch, *Perca flavescens*, from Garner Lake, Alberta, Canada. *J Parasitol* 84:24. <https://doi.org/10.2307/3284522>

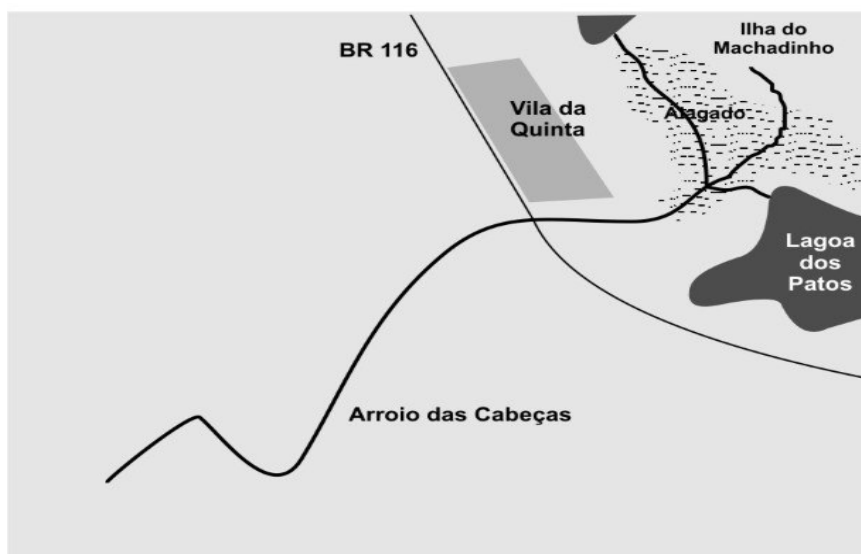
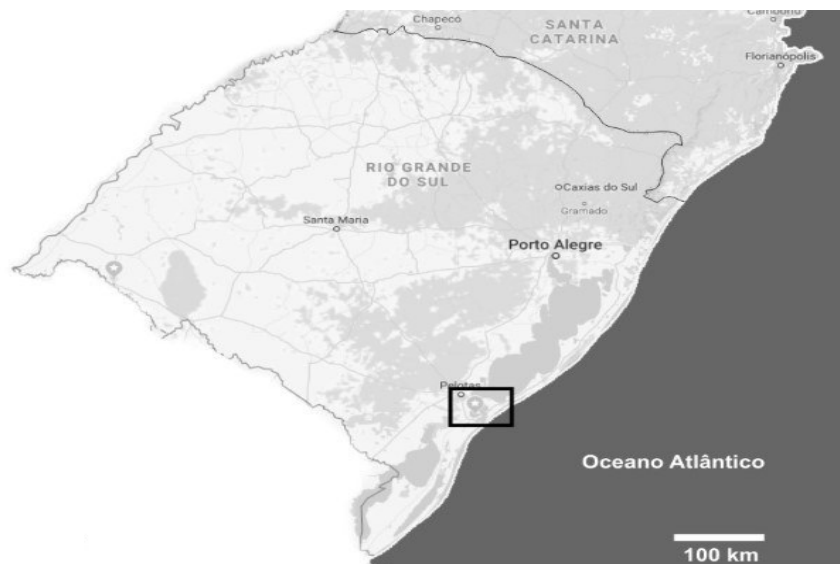


Figura 1. Mapa do local de coletas: Arroio das Cabeças, Vila da Quinta, município de Rio Grande, RS.



Figura 2. Medição das variáveis limnológicas através de sonda multiparâmetro Horiba U5000 no Arroio das Cabeças, Vila da Quinta, Rio Grande, RS.

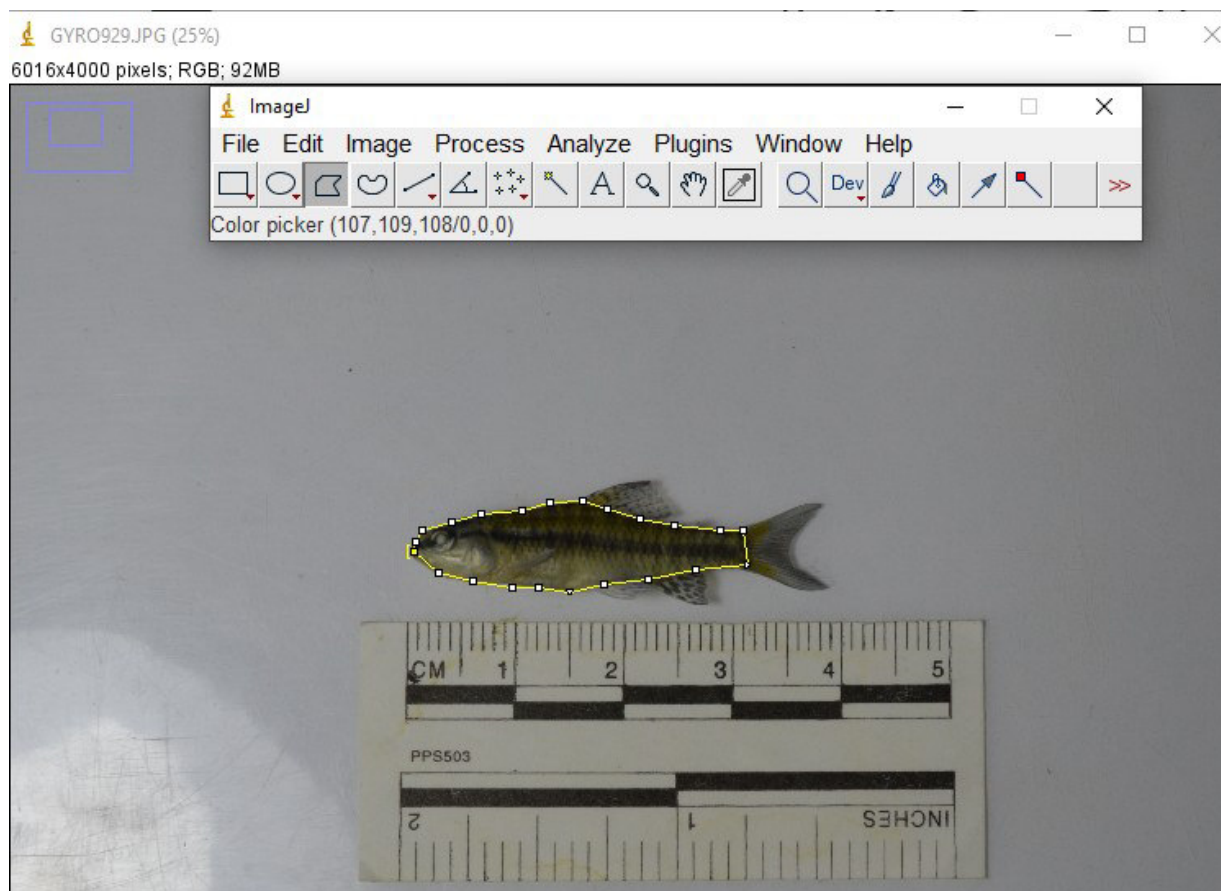


Figura 3. Medição da área superficial do hospedeiro através da ferramenta polígono do programa ImageJ.

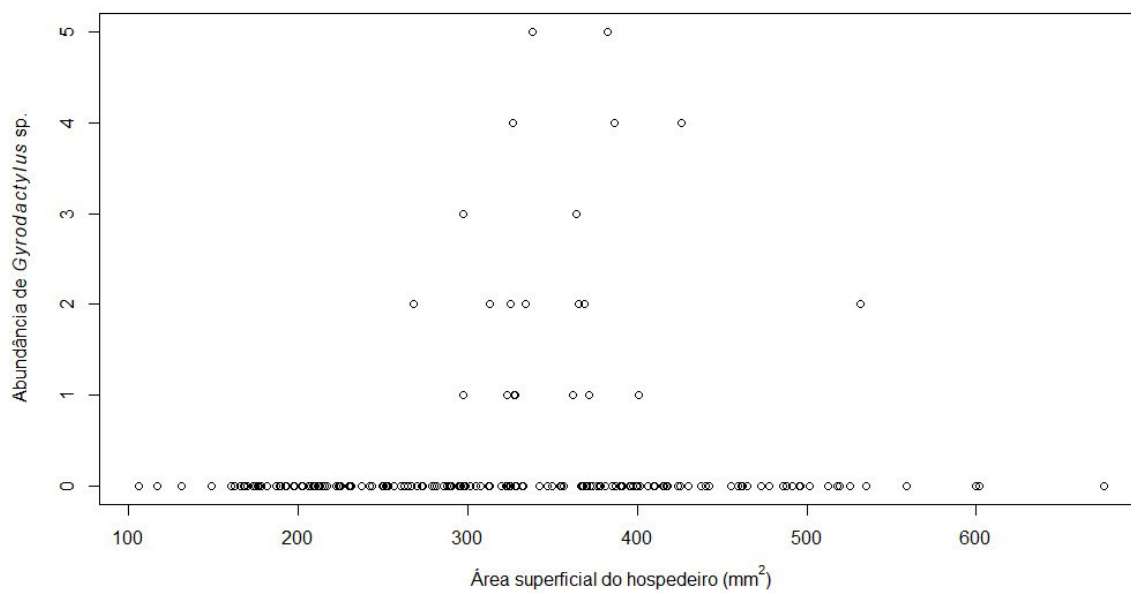


Figura 4. Relação entre área superficial do hospedeiro (mm²) e abundância de *Gyrodactylus* sp.

Tabela 1. Valores médios ($\pm$ desvio padrão) das variáveis limnológicas durante as estações. pH = Potencial hidrogeniônico; Cond El = condutividade elétrica; Turb = turbidez; Oxigênio Dissolv = oxigênio dissolvido; TSD = total de sólidos dissolvidos; Sal = salinidade.

Estação	Temperatura		Cond El		Oxigênio			
	(°C)	pH	(mS.cm ⁻¹)	Turb (NTU)	Dissolv (mg.L ⁻¹)	TSD	Sal (ppt)	Profundidade (m)
Inverno	14,62 ($\pm$ 1,07)	6,04 ($\pm$ 0,14)	0,16 ($\pm$ 0,14)	0,02 ($\pm$ 0,04)	6,33 ($\pm$ 3,42)	0,1 ($\pm$ 0,09)	0,06 ($\pm$ 0,10)	0,35 ($\pm$ 0,06)
Primavera	22,30 ($\pm$ 3,15)	6,39 ($\pm$ 0,84)	0,15 ($\pm$ 0,05)	28,23 ($\pm$ 41,97)	5,94 ($\pm$ 4,20)	0,09 ($\pm$ 0,03)	0,03 ($\pm$ 0,05)	0,53 ($\pm$ 0,16)
Verão	24,83 ($\pm$ 4,30)	6,24 ($\pm$ 0,50)	0,11 ($\pm$ 0,02)	9,52 ($\pm$ 11,89)	9,79 ($\pm$ 4,11)	0,07 ($\pm$ 0,01)	0,06 ($\pm$ 0,05)	0,87 ($\pm$ 0,27)
Outono	20,47 ($\pm$ 1,51)	6,16 ($\pm$ 0,62)	0,30 ($\pm$ 0,04)	0	4,80 ($\pm$ 4,24)	0,2 ($\pm$ 0,03)	0,15 ($\pm$ 0,05)	0,55 ($\pm$ 0,07)

Tabela 2. Valores de abundância média (AM), prevalência (P), intensidade média de infestação (IMI), número total de hospedeiros (N), hospedeiros infestados (N infestados), número de espécimes de *Gyrodactylus* sp. (N parasitos) por estação do ano.

	N	N infestados	N parasitos	AM	P	IMI
Inverno	60	16	39	0,65	26,67	2,44
Primavera	38	4	8	0,21	10,53	2,00
Verão	65	1	2	0,03	1,538	2,00
Outono	25	1	1	0,04	4,000	1,00

Tabela 3. Valores de abundância média (AM), prevalência (P), intensidade média de infestação (IMI), número total de hospedeiros (N), hospedeiros infectados (N infectados), número de espécimes de *Gyrodactylus* sp. (N parasitos) por classe de tamanho de *Characidium rachovii*.

Classe	Intervalo de tamanho (mm)	N	N infectados	N parasitos	AM	P	IMI
1	(105,58 – 297,5)	85	3	6	0,07	3,520	2,0
2	(298,02 – 488,02)	89	18	42	0,47	20,22	2,3
3	(491,22 – 675,22)	14	1	2	0,14	7,140	2,0

Tabela 4. Resultados do modelo linear generalizado sobre o índice parasitológico de abundância média (AM) de *Gyrodactylus* sp.

	df	Deviance	AIC	LRT	P
		61,33	192,55		
Estação do ano	3	86,87	212,08	25,53	<0,001
Área superficial do hospedeiro	1	65,63	194,85	4,30	0,038

Tabela 5. Resultados do modelo linear generalizado sobre valores de prevalência (P) de *Gyrodactylus* sp.

	df	Deviance	AIC	LRT	P
		107,12	119,12		
Estação do ano	3	115,19	121,19	8,06	0,044
Área superficial do hospedeiro	1	112,88	122,88	5,76	0,016
Área superficial do hospedeiro^2	1	112,19	122,19	5,07	0,024

Material suplementar

Material suplementar 1 Monogenoides pertencentes à família Dactylogyridae descritos parasitando peixes da ordem Characiformes da Região Neotropical.

Parasito	Família hospedeiro	do País	Referência
<i>Amphitecium brachycirrum</i>	Serrasalmidae	Brasil	Boeger & Kritsky (1988)
<i>Amphitecium calycinum</i>	Serrasalmidae	Brasil	Boeger & Kritsky (1988)
	Serrasalmidae	Peru	Iannacone & Luque (1993)
<i>Amphitecium camelum</i>	Serrasalmidae	Brasil	Boeger & Kritsky (1988)
	Serrasalmidae	Peru	Iannacone & Luque (1993)
<i>Amphitecium catalaoensis</i>	Serrasalmidae	Brasil	Boeger & Kritsky (1988)
<i>Amphitecium diclonophallum</i>	Serrasalmidae	Bolívia	Córdova & Pariselle (2007)
	Serrasalmidae	Brasil	Kritsky et al. (1997a)
<i>Amphitecium falcatum</i>	Serrasalmidae	Brasil	Boeger & Kritsky (1988)
<i>Amphitecium junki</i>	Serrasalmidae	Brasil	Boeger & Kritsky (1988)
<i>Amphitecium microphallum</i>	Serrasalmidae	Brasil	Kritsky et al. (1997a)
<i>Amphitecium minutum</i>	Serrasalmidae	Brasil	Kritsky et al. (1997a)
<i>Amphitecium muricatum</i>	Serrasalmidae	Brasil	Kritsky et al. (1997a)
<i>Amphitecium pretiosum</i>	Serrasalmidae	Brasil	Kritsky et al. (1997a)
<i>Amphitecium prodotum</i>	Serrasalmidae	Brasil	Kritsky et al. (1997a)
<i>Amphitecium speirocamarotum</i>	Serrasalmidae	Brasil	Kritsky et al. (1997a)

<i>Amphitecium unguiculum</i>	Serrasalmidae	Brasil	Kritsky et al. (1997a)
<i>Amphitecium verecundum</i>	Serrasalmidae	Brasil	Kritsky et al. (1997a)
<i>Anacanthoroides mizellei</i>	Prochilodontidae	Colômbia	Kritsky & Thatcher (1976)
<i>Anacanthoroides sanctifrancisci</i>	Prochilodontidae	Brasil	Monteiro & Brasil-Sato (2014)
<i>Anacanthorus acrophallus</i>	Erythrinidae	Brasil	Santos Neto et al. (2019)
<i>Anacanthorus acuminatus</i>	Triportheidae	Brasil	Kritsky et al. (1992)
<i>Anacanthorus adkruidenieri</i>	Bryconidae	Brasil	Monteiro et al. (2015)
<i>Anacanthorus alatus</i>	Triportheidae	Brasil	Kritsky et al. (1992)
<i>Anacanthorus amazonicus</i>	Serrasalmidae	Bolívia	Córdova & Pariselle (2007)
	Serrasalmidae	Brasil	Kritsky & Boeger (1995)
<i>Anacanthorus anacanthorus</i>	Serrasalmidae	Brasil	Mizelle & Price (1965)
<i>Anacanthorus andersoni</i>	Triportheidae	Brasil	Kritsky et al. (1992)
<i>Anacanthorus ataidei</i>	Erythrinidae	Brasil	Santos Neto et al. (2019)
<i>Anacanthorus beleophallus</i>	Serrasalmidae	Brasil	Kritsky et al. (1992)
<i>Anacanthorus bellus</i>	Triportheidae	Brasil	Kritsky et al. (1992)
<i>Anacanthorus bicuspidatus</i>	Bryconidae	Brasil	Cohen et al. (2012)
<i>Anacanthorus brazilensis</i>	Serrasalmidae	Brasil	Mizelle & Price (1965)
<i>Anacanthorus brevicirrus</i>	Bryconidae	Brasil	Monteiro et al. (2010)
<i>Anacanthorus brevis</i>	Bryconidae	Brasil	Mizelle & Kritsky (1969)

<i>Anacanthorus calophallus</i>	Triportheidae	Brasil	Kritsky et al. (1992)
<i>Anacanthorus camposbaeae</i>	Serrasalmidae	Peru	Morey et al. (2019)
<i>Anacanthorus carinatus</i>	Triportheidae	Brasil	Kritsky et al. (1992)
<i>Anacanthorus carmenrosae</i>	Serrasalmidae	Peru	Morey et al. (2019)
<i>Anacanthorus catoprioni</i>	Serrasalmidae	Brasil	Kritsky et al. (1992)
<i>Anacanthorus chaunophallus</i>	Triportheidae	Brasil	Kritsky et al. (1992)
<i>Anacanthorus chelophorus</i>	Triportheidae	Brasil	Kritsky et al. (1992)
<i>Anacanthorus cinctus</i>	Serrasalmidae	Brasil	Van Every & Kritsky (1992)
<i>Anacanthorus circumspatulatus</i>	Erythrinidae	Brasil	Santos Neto et al. (2019)
<i>Anacanthorus cladophallus</i>	Serrasalmidae	Brasil	Van Every & Kritsky (1992)
<i>Anacanthorus colombianus</i>	Bryconidae	Colômbia	Kritsky & Thatcher (1974)
<i>Anacanthorus contortus</i>	Bryconidae	Brasil	Cohen et al. (2012)
<i>Anacanthorus cornutus</i>	Triportheidae	Brasil	Kritsky et al. (1992)
<i>Anacanthorus cryptocaulus</i>	Serrasalmidae	Brasil	Van Every & Kritsky (1992)
<i>Anacanthorus cururutuiensis</i>	Erythrinidae	Brasil	Santos Neto et al. (2019)
<i>Anacanthorus cuticulovaginus</i>	Bryconidae	Colômbia	Kritsky & Thatcher (1974)
<i>Anacanthorus daulometrus</i>	Bryconidae	Brasil	Cohen et al. (2012)

<i>Anacanthorus dipelecinus</i>	Characidae	Brasil	Kritsky et al. (1992)
<i>Anacanthorus douradensis</i>	Bryconidae	Brasil	Cohen et al. (2012)
<i>Anacanthorus elegans</i>	Bryconidae	Brasil	Kritsky et al. (1979)
<i>Anacanthorus euryphallus</i>	Triportheidae	Brasil	Kritsky et al. (1992)
<i>Anacanthorus franciscanus</i>	Bryconidae	Brasil	Monteiro et al. (2010)
<i>Anacanthorus formosus</i>	Triportheidae	Brasil	Kritsky et al. (1992)
<i>Anacanthorus furculus</i>	Triportheidae	Brasil	Kritsky et al. (1992)
<i>Anacanthorus glyptophallus</i>	Triportheidae	Brasil	Kritsky et al. (1992)
<i>Anacanthorus gravihamulatus</i>	Serrasalminidae	Bolívia	Córdova & Pariselle (2007)
	Serrasalminidae	Brasil	Van Every & Kritsky (1992)
<i>Anacanthorus hoplophallus</i>	Serrasalminidae	Brasil	Kritsky et al. (1992)
<i>Anacanthorus jegui</i>	Serrasalminidae	Bolívia	Córdova & Pariselle (2007)
	Serrasalminidae	Brasil	Van Every & Kritsky (1992)
<i>Anacanthorus kruidenieri</i>	Bryconidae	Brasil	Kritsky et al. (1979)
<i>Anacanthorus lacinimentulatus</i>	Erythrinidae	Brasil	Santos Neto et al. (2019)
<i>Anacanthorus lasiophallus</i>	Serrasalminidae	Brasil	Van Every & Kritsky (1992)
<i>Anacanthorus lepyrophallus</i>	Serrasalminidae	Brasil	Kritsky et al. (1992)
<i>Anacanthorus lygophallus</i>	Triportheidae	Brasil	Kritsky et al. (1992)
<i>Anacanthorus maltai</i>	Serrasalminidae	Brasil	Boeger & Kritsky (1988)

<i>Anacanthorus maratininguensis</i>	Erythrinidae	Brasil	Santos Neto et al. (2019)
<i>Anacanthorus mastigophallus</i>	Serrasalmidae	Brasil	Kritsky et al. (1992)
<i>Anacanthorus mesocondylus</i>	Serrasalmidae	Brasil	Van Every & Kritsky (1992)
<i>Anacanthorus myleusi</i>	Serrasalmidae	Brasil	Moreira et al. (2019)
<i>Anacanthorus nanus</i>	Triportheidae	Brasil	Kritsky et al. (1992)
<i>Anacanthorus neotropicalis</i>	Serrasalmidae	Brasil	Mizelle & Price (1965)
<i>Anacanthorus palamophallus</i>	Serrasalmidae	Brasil	Kritsky et al. (1992)
<i>Anacanthorus paradouradensis</i>	Bryconidae	Brasil	Monteiro et al. (2015)
<i>Anacanthorus parakruidenieri</i>	Bryconidae	Brasil	Cohen et al. (2012)
<i>Anacanthorus paraspithulatus</i>	Serrasalmidae	Brasil	Kritsky et al. (1992)
<i>Anacanthorus paraxaniophallus</i>	Serrasalmidae	Brasil	Moreira et al. (2019)
<i>Anacanthorus pedanophallus</i>	Serrasalmidae	Brasil	Kritsky et al. (1992)
<i>Anacanthorus pelorophallus</i>	Triportheidae	Brasil	Kritsky et al. (1992)
<i>Anacanthorus penilabiatus</i>	Serrasalmidae	Brasil	Boeger et al. (1995)
<i>Anacanthorus periphallus</i>	Serrasalmidae	Brasil	Kritsky et al. (1992)
<i>Anacanthorus pithophallus</i>	Triportheidae	Brasil	Kritsky et al. (1992)
<i>Anacanthorus prodigiosus</i>	Serrasalmidae	Brasil	Van Every & Kritsky (1992)
<i>Anacanthorus</i>	Triportheidae	Brasil	Kritsky et al. (1992)

<i>quinqueramus</i>			
<i>Anacanthorus ramosissimus</i>	Serrasalmidae	Brasil	Van Every & Kritsky (1992)
<i>Anacanthorus ramulosus</i>	Triportheidae	Brasil	Kritsky et al. (1992)
<i>Anacanthorus reginae</i>	Serrasalmidae	Brasil	Boeger & Kritsky (1988)
	Serrasalmidae	Peru	Iannacone & Luque (1993)
<i>Anacanthorus rondonensis</i>	Serrasalmidae	Bolívia	Córdova & Pariselle (2007)
	Serrasalmidae	Brasil	Boeger & Kritsky (1988)
<i>Anacanthorus scapanus</i>	Serrasalmidae	Brasil	Van Every & Kritsky (1992)
<i>Anacanthorus sciponophallus</i>	Serrasalmidae	Bolívia	Córdova & Pariselle (2007)
	Serrasalmidae	Brasil	Van Every & Kritsky (1992)
<i>Anacanthorus scyphophallus</i>	Erythrinidae	Brasil	Santos Neto et al. (2019)
<i>Anacanthorus siphonocommus</i>	Erythrinidae	Brasil	Santos Neto et al. (2019)
<i>Anacanthorus serrasalmi</i>	Serrasalmidae	Brasil	Van Every & Kritsky (1992)
<i>Anacanthorus spathulatus</i>	Serrasalmidae	Brasil	Kritsky et al. (1979)
	Serrasalmidae	Venezuela	Aragort et al. (2003)
<i>Anacanthorus spinatus</i>	Serrasalmidae	Brasil	Kritsky et al. (1992)
<i>Anacanthorus spiralocirrus</i>	Bryconidae	Brasil	Kritsky et al. (1979)
<i>Anacanthorus stachophallus</i>	Serrasalmidae	Brasil	Kritsky et al. (1992)
	Serrasalmidae	Peru	Iannacone & Luque (1993)
<i>Anacanthorus stagmophallus</i>	Serrasalmidae	Brasil	Kritsky et al. (1992)

<i>Anacanthorus strongylophallus</i>	Triportheidae	Brasil	Kritsky et al. (1992)
<i>Anacanthorus toledoensis</i>	Serrasalmidae	Brasil	Leão et al. (2015)
<i>Anacanthorus thatcheri</i>	Serrasalmidae	Brasil	Boeger & Kritsky (1988)
	Serrasalmidae	Peru	Iannacone & Luque (1993)
<i>Anacanthorus tricornis</i>	Triportheidae	Brasil	Kritsky et al. (1992)
<i>Anacanthorus xaniophallus</i>	Serrasalmidae	Brasil	Kritsky et al. (1992)
<i>Ancistrohaptor falcatum</i>	Triportheidae	Brasil	Agarwal & Kritsky (1998)
<i>Ancistrohaptor falciferum</i>	Triportheidae	Brasil	Agarwal & Kritsky (1998)
<i>Ancistrohaptor falcunculum</i>	Triportheidae	Brasil	Agarwal & Kritsky (1998)
<i>Annulotrematoides amazonicus</i>	Curimatidae	Brasil	Kritsky & Boeger (1995)
<i>Annulotrematoides bonaerensis</i>	Curimatidae	Argentina	Rossin & Timi (2016)
<i>Annulotrematoides bryconi</i>	Bryconidae	Brasil	Cuglianna et al. (2003)
<i>Annulotrematoides glossophallus</i>	Bryconidae	Brasil	Cohen et al. (2012)
<i>Annulotrematoides parisellei</i>	Bryconidae	Brasil	Cohen et al. (2012)
<i>Apedunculata discoidea</i>	Prochilodontidae	Brasil	Cuglianna et al. (2009)
<i>Cacatuocotyle chajuli</i>	Characidae	México	Mendonza-Franco et al. (2012)
<i>Cacatuocotyle guaibensis</i>	Characidae	Brasil	Gallas et al. (2014)
<i>Cacatuocotyle</i>	Characidae	Brasil	Zago et al. (2018)

<i>papilionis</i>			
<i>Cacatuocotyle</i>	Crenuchidae	Brasil	Boeger et al. (1997)
<i>paranaensis</i>			
<i>Calpidothecioides orthus</i>	Serrasalmidae	Brasil	(Mizelle & Price, 1965) Kritsky et al. (1997b)
<i>Calpidothecioides pygopristi</i>	Serrasalmidae	Brasil	Kritsky et al. (1997b)
<i>Calpidothecium crescentis</i>	Serrasalmidae	Brasil	(Mizelle & Price, 1965) Kritsky et al. (1997b)
<i>Calpidothecium serrasalmus</i>	Serrasalmidae	Brasil	(Mizelle & Price, 1965) Kritsky et al. (1997b)
<i>Characithecium chascomusensis</i>	Characidae	Argentina	(Suriano, 1981) Rossin & Timi, 2014
<i>Characithecium costaricensis</i>	Characidae	México	(Price & Bussing, 1967) Mendoza-Franco et al. 2009
<i>Characithecium longianchoratum</i>	Characidae	Argentina	Rossin & Timi (2014)
<i>Characithecium robustum</i>	Characidae	Argentina	Rossin & Timi (2014)
<i>Characithecium quadratum</i>	Characidae	Argentina	Rossin & Timi (2014)
<i>Characithecium chelatum</i>	Characidae	Argentina	Rossin & Timi (2014)
<i>Characithecium triprolatum</i>	Characidae	Brasil	Gallas et al. (2016)
<i>Constrictoanchoratus lemmyi</i>	Erythrinidae	Brasil	Ferreira et al. (2017)
<i>Constrictoanchoratus ptilonophallus</i>	Erythrinidae	Brasil	Ferreira et al. (2017)
<i>Curvianchoratus hexacleidus</i>	Curimatidae	Trinidad e Tobago	Hanek et al. (1974)
<i>Curvianchoratus singularis</i>	Curimatidae	Argentina	(Suriano, 1980) Suriano, 1986

<i>Diaphorocleidus affinis</i>	Iguanodectidae	Brasil	Mizelle et al. (1968)
<i>Diaphorocleidus altamirensis</i>	Hemiodontidae	Brasil	Moreira et al. (2016)
<i>Diaphorocleidus armillatus</i>	Characidae	Trinidad e Tobago	Jogunoori et al. (2004)
<i>Diaphorocleidus kabatai</i>	Characidae	Trinidad e Tobago	(Molnar et al. 1974) Jogunoori et al. (2004)
<i>Diaphorocleidus machacae</i>	bryconidae	México	Mendonza-Franco et al. (2019)
<i>Diaphorocleidus microstomus</i>	Characidae	Brasil	Mizelle et al. (1968)
<i>Diaphorocleidus orthodus</i>	Characidae	Panamá	mendonza-Franco et al. (2009)
<i>Diaphorocleidus petrosusi</i>	bryconidae	Panamá	mendonza-Franco et al. (2007)
<i>Diaphorocleidus jaymedeloyolai</i>	Acestrorhynchida e	Brasil	Santos Neto et al. (2018)
<i>Diaphorocleidus sclerocolpus</i>	Acestrorhynchida e	Brasil	Santos Neto et al. (2018)
<i>Enallothecium aegidatum</i>	Serrasalmidae	Bolívia	Córdova & Pariselle (2007)
	Serrasalmidae	Brasil	Boeger & Kritsky (1988)
<i>Enallothecium cornutum</i>	Serrasalmidae	Brasil	Kritsky et al. (1998)
<i>Enallothecium umbelliferum</i>	Serrasalmidae	Brasil	Kritsky et al. (1998)
<i>Enallothecium variabilum</i>	Serrasalmidae	Brasil	Kritsky et al. (1998)
<i>Heterothecium dicrophallum</i>	Serrasalmidae	Brasil	Kristky et al. (1997)
<i>Heterothecium globatum</i>	Serrasalmidae	Brasil	Kristky et al. (1997)

<i>Jainus amazonensis</i>	Bryconidae	Brasil	Kritsky et al. (1980)
	Bryconidae	Peru	Mathews et al. (2014)
<i>Jainus hexops</i>	Astyanax	Costa Rica	Kritsky & Leiby (1972)
<i>Jainus jainus</i>	Chalceidae	Brasil	Mizelle et al. (1968)
<i>Jainus leporini</i>	Anostomidae	Brasil	Abdallah et al. (2012)
<i>Jainus piava</i>	Anostomidae	Brasil	Karling et al. (2011)
<i>Jainus robustus</i>	Iguanodectidae	Brasil	Mizelle et al. (1968)
<i>Jainus iocensins</i>	Bryconidae	Brasil	Cohen et al. (2012)
<i>Kritskyia annakohnnae</i>	Serrasalminidae	Brasil	Boeger et al. (2001)
<i>Kritskyia boegeri</i>	Prochilodontidae	Brasil	Takemoto et al. (2002)
<i>Kritskyia eirasi</i>	Anostomidae	Brasil	Guidelli et al. (2003)
<i>Kritskyia salmini</i>	Bryconidae	Brasil	Cepeda et al. (2011)
<i>Linguadactyloides brinkmanni</i>	Serrasalminidae	Brasil	Thatcher & Kritsky (1983)
	Serrasalminidae	Venezuela	Aragort et al. (2003)
<i>Marumbius amplexus</i>	Crenuchidae	Brasil	Boeger et al. (2014)
<i>Marumbius dorsivaginatus</i>	Crenuchidae	Brasil	Boeger et al. (2014)
<i>Monocleithrium lavigneae</i>	Hemiodontidae	Brasil	Price & McMahon (1966)
<i>Mymarothecioides altamirensis</i>	Cynodontidae	Brasil	Soares et al. (2019)
<i>Mymarothecioides ararai</i>	Cynodontidae	Brasil	Soares et al. (2019)
<i>Mymarothecioides germanoi</i>	Cynodontidae	Brasil	Soares et al. (2019)
<i>Mymarothecioides whittingtoni</i>	Cynodontidae	Brasil	Kristky et al. (1996a) Soares et al. 2019
	Serrasalminidae	Brasil	Kritsky et al. (1996a)
<i>Mymarothecioides xinguensis</i>	Cynodontidae	Brasil	Soares et al. (2019)

<i>Mymarothecium boegeri</i>	Serrasalmidae	Brasil	Cohen & Kohn (2005)
<i>Mymarothecium dactylosum</i>	Serrasalmidae	Brasil	Kritsky et al. (1996)
<i>Mymarothecium galeolum</i>	Serrasalmidae	Bolívia	Córdova & Pariselle (2007)
	Serrasalmidae	Brasil	Kritsky et al. (1996)
<i>Mymarothecium perplanum</i>	Serrasalmidae	Brasil	Kritsky et al. (1996)
<i>Mymarothecium viatorum</i>	Serrasalmidae	Brasil	Boeger et al. (2002)
	Serrasalmidae	Peru	Dinis-Vásquez (2014)
<i>Mymarothecium ianwhittingtoni</i>	Serrasalmidae	Brasil	Leão et al. (2015)
<i>Mymarothecium iiapensis</i>	Serrasalmidae	Peru	Morey et al. (2019)
<i>Notothecioides llewellyni</i>	Serrasalmidae	Brasil	Kritsky et al. (1997)
<i>Notothecium circellum</i>	Serrasalmidae	Brasil	Kristky et al. (1998)
<i>Notothecium cyphophallum</i>	Serrasalmidae	Brasil	Kristky et al. (1998)
<i>Notothecium deleastoideum</i>	Serrasalmidae	Bolívia	Córdova & Pariselle (2007)
	Serrasalmidae	Brasil	Kristky et al. (1998)
<i>Notothecium deleastum</i>	Serrasalmidae	Bolívia	Córdova & Pariselle (2007)
	Serrasalmidae	Brasil	Kristky et al. (1998)
<i>Notothecium mizellei</i>	Serrasalmidae	Brasil	Boeger & Kritsky (1988)
	Serrasalmidae	Peru	Iannacone & Luque (1993)
<i>Notothecium modestum</i>	Serrasalmidae	Brasil	Kristky et al. (1998)
<i>Notothecium phyleticum</i>	Serrasalmidae	Brasil	Kristky et al. (1998)

<i>Notothecium reduvium</i>	Serrasalmidae	Brasil	Kristky et al. (1998)
<i>Notozothecium bethae</i>	Serrasalmidae	Brasil	Kritsky et al. (1996)
	Serrasalmidae	Guiana Francesa	Kritsky et al. (1996)
	Serrasalmidae	Peru	Gonzales et al. (2015)
<i>Notozothecium euzeti</i>	Serrasalmidae	Brasil	Kritsky et al. (1996)
<i>Notozothecium foliolum</i>	Serrasalmidae	Brasil	Kritsky et al. (1996)
<i>Notozothecium janauachensis</i>	Serrasalmidae	Brasil	Belmont-Jégu et al. (2004)
<i>Notozothecium lamotheargumdoi</i>	Cynodontidae	Brasil	Cohen & Kohn (2008)
<i>Notozothecium minor</i>	Serrasalmidae	Brasil	Boeger & Kritsky (1988)
<i>Notozothecium nanayensis</i>	Serrasalmidae	Peru	Morey et al. (2019)
<i>Notozothecium penetrarum</i>	Serrasalmidae	Brasil	Boeger e Kritsky (1988)
	Serrasalmidae	Peru	Iannacone & Luque (1993)
<i>Notozothecium robustum</i>	Serrasalmidae	Brasil	Kritsky et al. (1996)
<i>Notozothecium teinodendrum</i>	Serrasalmidae	Bolívia	Córdova & Pariselle (2007)
	Serrasalmidae	Brasil	Kritsky et al. (1996)
<i>Odothecium raphidiophallum</i>	Serrasalmidae	Brasil	Kritsky et al. (1997)
<i>Palombitrema heteroancistrum</i>	Characidae	Costa Rica	Price e Bussing (1968)
<i>Palombitrema chascomusense</i>	Curimatidae	Argentina	Suriano, 1981
<i>Palombitrema triangulum</i>	Curimatidae	Argentina	(Suriano, 1981) Suriano, 1997
<i>Pithanothecium amazonensis</i>	Serrasalmidae	Brasil	(Mizelle & Price 1965) Kritsky et al. (1997a)

<i>Pithanothecium piranhus</i>	Serrasalmidae	Brasil	(Mizelle & Price 1965) Kritsky et al. (1997a)
<i>Protorhinoxenus prochilodi</i>	Prochilodontidae	Brasil	Domingues & Boeger (2002)
<i>Rhinonastes pseudocapsaloideum</i>	Prochilodontidae	Brasil	Kritsky et al. (1988)
	Prochilodontidae	Peru	Mathews et al. (2013)
<i>Rhinonastes curimatae</i>	Prochilodontidae	Brasil	Monteiro & Brasil-Sato (2014)
<i>Rhinoxenoides horacioschneideri</i>	Acestrorhynchida e	Brasil	Santos Neto et al. (2018)
<i>Rhinoxenus anaclaudiae</i>	Triportheidae	Brasil	Domingues & Boeger (2005)
<i>Rhinoxenus arietinus</i>	Bryconidae	Brasil	Kritsky et al. (1988)
<i>Rhinoxenus argentinensis</i>	Serrasalmidae	Argentina	Rossin et al. (2019)
<i>Rhinoxenus bulbovaginatus</i>	Bryconidae	Brasil	Boeger et al. (1995)
<i>Rhinoxenus cachorra</i>	Cynodontidae	Brasil	Soares et al. (2019)
<i>Rhinoxenus curimbatae</i>	Prochilodontidae	Brasil	Domingues & Boeger (2005)
<i>Rhinoxenus euryxenus</i>	Anostomidae	Brasil	Domingues & Boeger (2005)
	Serrasalmidae	Brasil	Domingues & Boeger (2005)
	Serrasalmidae	Argentina	Rossin et al. (2019)
<i>Rhinoxenus guianensis</i>	Curimatidae	Guiana Francesa	Domingues & Boeger (2005)
<i>Rhinoxenus nyttus</i>	Anostomidae	Brasil	Kritsky et al. (1988)
<i>Rhinoxenus paranaensis</i>	Serrasalmidae	Argentina	Rossin et al. (2019)
<i>Rhinoxenus piranhus</i>	Serrasalmidae	Argentina	Rossin et al. (2017)
	Serrasalmidae	Brasil	Kritsky et al. (1988)
	Serrasalmidae	Guiana Francesa	Domingues & Boeger (2005)

	Serrasalminidae	Peru	Iannacone & Luque (1993)
<i>Tereancistrum arcuatus</i>	Bryconidae	Brasil	Cohen et al. (2012)
<i>Tereancistrum curimba</i>	Prochilodontidae	Brasil	Lizama et al. 2004
<i>Tereancistrum flabellum</i>	Anostomidae	Brasil	Zago et al. (2017)
<i>Tereancistrum kerri</i>	Bryconidae	Brasil	Kritsky et al. (1980)
<i>Tereancistrum ornatus</i>	Prochilodontidae	Colômbia	Kritsky et al. (1980)
<i>Tereancistrum parvus</i>	Anostomidae	Brasil	Kritsky et al. (1980)
<i>Tereancistrum paranaensis</i>	Anostomidae	Brasil	Karling et al. (2014)
<i>Tereancistrum pirassununguensis</i>	Prochilodontidae	Brasil	Cepeda et al. (2012)
<i>Tereancistrum toksonum</i>	Prochilodontidae	Brasil	Lizama et al. 2004
<i>Trinibaculum altiparanae</i>	Characidae	Brasil	Abdallah et al. (2013)
<i>Trinibaculum brazilensis</i>	Bryconidae	Brasil	Kritsky et al. (1980)
<i>Trinibaculum pinctiarum</i>	Characidae	Brasil	Narciso et al. (2014)
<i>Trinibaculum rotundus</i>	Anostomidae	Brasil	Karling et al. (2011)
<i>Urocleidoides aimara</i>	Erythrinidae	Brasil	Moreira et al. (2015)
<i>Urocleidoides anops</i>	Crenuchidae	Colômbia	Kritsky & Thatcher (1974)
	Characidae	México	Mendoza-Franco et al. (1999)
<i>Urocleidoides brasiliensis</i>	Erythrinidae	Brasil	Rosim et al. (2011)
<i>Urocleidoides bulbophallus</i>	Erythrinidae	Brasil	Ferreira et al. (2017)
<i>Urocleidoides cuabai</i>	Erythrinidae	Brasil	Rosim et al. (2011)

<i>Urocleidoides curimatai</i>	Curimatidae	Trinidad e Tobago	Molnar et al. (1974)
<i>Urocleidoides eremitus</i>	Erythrinidae	Brasil	Kritsky et al. (1986)
	Erythrinidae	Peru	Iannacone & Luque (1993)
<i>Urocleidoides flegomai</i>	Lesbiasinidae	Panamá	Mendoza-Franco et al. (2007)
<i>Urocleidoides malabaricus</i>	Erythrinidae	Brasil	Rosim et al. (2011)
<i>Urocleidoides naris</i>	Erythrinidae	Brasil	Rosim et al. (2011)
<i>Urocleidoides neotropicalis</i>	Parodontidae	Panamá	Mendoza-Franco e Reina (2008)
<i>Urocleidoides paradoxus</i>	Anostomidae	Brasil	Kritsky et al. (1986)
<i>Urocleidoides paranae</i>	Erythrinidae	Brasil	Ferreira et al. (2017)
<i>Urocleidoides piriatu</i>	Ctenolucidae	Panamá	Mendoza-Franco e Reina (2008)
<i>Urocleidoides surianoae</i>	Curimatidae	Argentina	Rosin & Timi (2016)
<i>Urocleidoides xinguensis</i>	Erythrinidae	Brasil	Moreira et al. (2015)
<i>Whittingtonocotyle caetei</i>	Erythrinidae	Brasil	Santos Neto et al. (2015)
<i>Whittingtonocotyle jeju</i>	Erythrinidae	Brasil	Santos Neto et al. (2015)

Material suplementar 2 Monogenoides pertencentes à família Gyrodactylidae descritos parasitando peixes da ordem de Characiformes da Região Neotropical.

Parasito	Família hospedeiro	do País	Referência
<i>Accessorius peruensis</i>	Lebiasinidae	Peru	Jara et al. (1991)
<i>Anacanthocotyle anacanthocotyle</i>	Characidae	Brasil	Capparros & Takemoto (2017)
	Characidae	Costa Rica	kritsky & Fritts (1970)
	Characidae	México	Mendoza-Franco (1999)

<i>Gyrodactylus bimaculatus</i>	Lebiasinidae	Peru	An et al. (1991)
<i>Gyrodactylus carolinae</i>	Crenhuchidae	Brasil	Boeger et al. (2014)
<i>Gyrodactylus inesperatus</i>	Crenhuchidae	Brasil	Boeger et al. (2014)
<i>Gyrodactylus gemini</i>	Prochilodontidae	Brasil	Silva et al. (2011)
	Prochilodontidae	Venezuela	Ferraz et al. (1994)
<i>Gyrodactylus lebiasinus</i>	Lebiasinidae	Peru	An et al. (1991)
	Characidae	Costa Rica	Kritsky & Fritts (1970)
	Characidae	México	Mendoza-Franco (1999)
<i>Gyrodactylus pakan</i>	Characidae	México	Razo-Mendivil et al. (2016)
<i>Gyrodactylus neotropicalis</i>	Characidae	Brasil	Capparros & Takemoto (2017)
<i>Gyrodactylus slendrus</i>	Lebiasinidae	Peru	An et al. (1991)
<i>Gyrodactylus teken</i>	Characidae	México	Razo-Mendivil et al. (2016)
<i>Gyrodactylus trairae</i>	Erythrinidae	Brasil	Boeger & Popazoglo (1995)

Material suplementar 3 Resultados do modelo linear generalizado sobre o índice parasitológico de abundância média (AM) de *Gyrodactylus* sp.

	Estimativa	Erro padrão	Z	P
Intercepto	-6,27	1,72	-3,69	<0,001
Inverno	3,39	0,99	3,42	<0,001
Outono	0,66	1,42	0,46	0,64
Primavera	1,93	0,99	1,93	0,05
Área	0,00	0,00	2,23	0,02

Material suplementar 4. Resultado do teste de comparações múltiplas (teste de Tukey e Kramer) sobre os níveis da variável estação do ano para valores de abundância média (AM) de *Gyrodactylus* sp.

	Inverno	Outono	Primavera
Outono	0,33	-	-
Primavera	0,51	0,97	-
Verão	0,06	0,99	0,87

Material suplementar 5 Resultados do modelo linear generalizado sobre o índice parasitológico prevalência (P) de *Gyrodactylus* sp.

	Estimativa	Erro padrão	Z	P
Intercepto	-0,00	0,00	-2,51	0,01
Inverno	0,00	0,00	1,26	0,20
Outono	-0,00	0,00	-0,37	0,70
Primavera	0,00	0,00	0,45	0,64
Área	0,00	0,00	1,92	0,05
I(Área ²)	-0,00	0,00	-1,80	0,07

Material suplementar 6. Resultado do teste de comparações múltiplas (teste de Tukey e Kramer) sobre os níveis da variável estação do ano para valores de prevalência (P) de *Gyrodactylus* sp.

	Inverno	Outono	Primavera
Outono	0,35	-	-
Primavera	0,53	0,97	-
Verão	0,07	0,99	0,87

CONSIDERAÇÕES FINAIS E PERSPECTIVAS

A presente dissertação contribui para o conhecimento da diversidade de *Gyrodactylus*, que apesar de já ter um grande número de espécies descritas ao redor do mundo, nenhuma espécie havia sido descrita para o extremo Sul do Brasil. Dados moleculares de ITS rDNA usados em máxima verossimilhança corroboraram a hipótese da nova espécie para *Gyrodactylus* sp. n. 1.

A avaliação da dinâmica populacional da nova espécie também possibilitou inferir sobre condições em que esses ectoparasitos se encontram mais abundantes (inverno e em hospedeiros de área superficial entre 280 e 420 mm²). Além disso, é possível concluir que há uma regulação denso-dependente entre os parasitos, já que os hospedeiros parasitados pareceram apresentar o mesmo número de médio de parasitos (~2) em todas as classes de tamanho.

Quanto a futuras perspectivas, chama-se a atenção de que muito ainda deve ser desvendado em questão da diversidade do gênero *Gyrodactylus* no extremo sul do Brasil, ressaltando os parasitos de Characiformes. Dada ordem é uma das mais especiosas no extremo Sul do Brasil, sendo que possivelmente muitas espécies de *Gyrodactylus* podem ser descritas a partir desses hospedeiros e possibilitar uma melhor elucidação das relações filogenéticas entre esses parasitos e seus hospedeiros. A partir da dinâmica populacional dos parasitos, observada em campo, podem ser geradas novas hipóteses sobre como esses parasitos usam os hospedeiros em um clima subtropical, como o extremo sul do Brasil.

COMISSÃO DE ÉTICA EM USO ANIMAL

Universidade Federal do Rio Grande
Pró-Reitoria de Pesquisa e Pós-Graduação - PROPESP
ceua@furg.br <http://www.propesp.furg.br>

CE



CERTIFICADO Nº P012/2019

Certificamos que o projeto intitulado "Diversidade de Monogenoidea e dinâmica populacional de espécies de *Gyrodactylus* (Platyhelminthes, Monogenoidea) parasitos de *Characidium* spp. (Characiformes, Crenuchidae)", protocolo nº 23116.007890/2018-16, sob a responsabilidade de Rogério Tubino Vianna - que envolve a produção, manutenção e/ou utilização de animais pertencentes ao Filo Chordata, subfilo Vertebrata (exceto o homem), para fins de pesquisa - encontra-se de acordo com os preceitos da Lei nº 11.794, de 8 de outubro de 2008, do Decreto nº 6.899, de 15 de julho de 2009, e com as normas editadas pelo Conselho Nacional de Controle da Experimentação Animal (CONCEA), e foi APROVADO pela COMISSÃO DE ÉTICA EM USO ANIMAL DA UNIVERSIDADE FEDERAL DO RIO GRANDE (CEUA-FURG), em reunião de 27 de fevereiro de 2019 (Ata 002/2019).

A CEUA lembra aos pesquisadores que qualquer alteração no protocolo experimental ou na equipe deve ser encaminhada à comissão para avaliação e aprovação. Um relatório final deve ser enviado à CEUA no término da vigência do seu projeto.

CEUA Nº	Pq018/2018
COLABORADORES AUTORIZADOS A MANIPULAR OS ANIMAIS	
VIGÊNCIA DO PROJETO	29/02/2020
ESPÉCIE/ LINHAGEM / RAÇA	<i>Characidium rachovii</i> (canivete)
NÚMERO DE ANIMAIS	720
PESO/ IDADE	0,4 g
SEXO	Indiferente
ORIGEM	Arroios Senandes, Bolaxa e das Cabeças, Rio Grande, RS
ENVIO DO RELATÓRIO PARCIAL	
ENVIO DO RELATÓRIO FINAL	Março de 2020

Rio Grande, 27 de fevereiro de 2019.

Med. Vet. Márcio de Azevedo Figueiredo
Coordenador da CEUA-FURG