

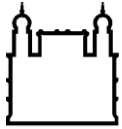
MINISTÉRIO DA SAÚDE  
FUNDAÇÃO OSWALDO CRUZ  
INSTITUTO OSWALDO CRUZ

Mestrado em Programa de Pós-Graduação Biodiversidade e Saúde

**Estudo da Helmintofauna de *Galictis cuja* (Molina, 1872) (Carnivora, Mustelidae) atropelados na rodovia BR-040, no trecho entre Rio de Janeiro, RJ e Juiz de Fora, MG.**

**Pilar Corrêa da Silva**

Rio de Janeiro  
08 de Julho de 2015



Ministério da Saúde

FIOCRUZ  
Fundação Oswaldo Cruz

**INSTITUTO OSWALDO CRUZ**

**Programa de Pós-Graduação em Biodiversidade e saúde**

***Pilar Corrêa da Silva***

**Estudo da Helmintofauna de *Galictis cuja* (Molina, 1872) (Carnivora, Mustelidae) atropelados na rodovia BR-040, no trecho entre Rio de Janeiro, RJ e Juiz de Fora, MG.**

Dissertação apresentada ao Instituto Oswaldo Cruz como parte dos requisitos para obtenção do título de Mestre em Biodiversidade e Saúde

**Orientador (es):** Prof. Dr. Luís Cláudio Muniz Pereira  
Profa. Dra. Cecília Bueno

**RIO DE JANEIRO**

08 de Julho de 2015

Ficha catalográfica elaborada pela  
Biblioteca de Ciências Biomédicas/ ICICT / FIOCRUZ - RJ

S586 Silva, Pilar Corrêa da

Estudo da Helmintofauna de *Galictis cuja* (Molina, 1872) (Carnivora, Mustelidae) atropelados na rodovia BR-040, no trecho entre Rio de Janeiro, RJ e Juiz de Fora, MG / Pilar Corrêa da Silva. – Rio de Janeiro, 2015.

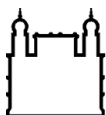
xiii,76 f. : il. ; 30 cm.

Dissertação (Mestrado) – Instituto Oswaldo Cruz, Pós-Graduação em Biodiversidade e Saúde, 2015.

Bibliografia: p. 59-76

1. *Galictis cuja*. 2. Helmintos. 3. Rodovia BR-040. 4. Parasitismo. 5. Brasil. I. Título.

CDD 592.3



Ministério da Saúde

FIOCRUZ

Fundação Oswaldo Cruz

## **INSTITUTO OSWALDO CRUZ**

### **Programa de Pós-Graduação em Biodiversidade e Saúde**

***AUTOR: Pilar Corrêa da Silva***

**Estudo da Helmintofauna de *Galictis cuja* (Molina, 1872) (Carnivora, Mustelidae) atropelados na rodovia BR-040, no trecho entre Rio de Janeiro, RJ e Juiz de Fora, MG.**

**ORIENTADOR (ES): Prof. Dr. Luís Cláudio Muniz Pereira**

**Profa. Dra. Cecília Bueno**

**Aprovada em: 08/07/2015**

#### **EXAMINADORES:**

**Presidente – Prof. Dr. Arnaldo Maldonado Júnior (FIOCRUZ-IOC)**

**Prof. Dr. Fabiano Matos Vieira (UFJF)**

**Prof. Dr. José Luis Fernando Luque Alejos (UFRRJ)**

**Prof. Dr. Antonio Henrique Almeida de Moraes Neto (FIOCRUZ-IOC) (Suplente)**

**Profa. Dra. Rosângela Rodrigues e Silva (FIOCRUZ-IOC) (Suplente)**

Rio de Janeiro, 08 de julho de 2015.

## AGRADECIMENTOS

Gostaria de agradecer a todas as pessoas que me acompanharam de alguma forma durante esses dois anos em que esse trabalho foi desenvolvido.

A minha mãe e minha avó pelo amor, apoio e suporte durante esses 27 anos.

Ao meu orientador Dr. Luís Cláudio Muniz Pereira pela confiança, paciência e apoio desde a iniciação científica, até hoje.

A minha co-orientadora Dra. Cecília Bueno por ter me concedido a oportunidade de trabalhar com os mamíferos atropelados do seu projeto, há 5 anos atrás, e por todo o apoio, confiança e amizade durante todos esses anos.

Ao Dr. Fabiano Matos Vieira por toda a ajuda durante a realização deste trabalho, principalmente na reta final, e a sua esposa, Dra. Iara Novelli, por terem me recebido tão bem em sua casa e pelo apoio de ambos.

Ao Dr. Antonio Henrique Almeida de Moraes Neto pela contribuição com as imagens de MEV.

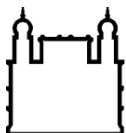
Ao Dr. Arnaldo Maldonado Junior pelo auxílio prestado durante a realização deste trabalho.

Aos amigos Mariana Ramoa, Karina Freitas, Pascoal Costa, Diana Shantala e Flávia Mendes por todo o carinho, conselhos e paciência.

Aos amigos que a Fiocruz me trouxe, Cintia Povill, Raquel Wainfas, Thiago Cardoso, Luana Delfoente e Alexander Maia por todo o incentivo e amizade.

Aos colegas de laboratório que viraram bons amigos, Laís Ortiz, Gustavo Costa e Paula Araújo.

E por fim a CAPES e a FIOCRUZ pelo auxílio dado para a realização deste projeto.



Ministério da Saúde

FIOCRUZ

Fundação Oswaldo Cruz

## INSTITUTO OSWALDO CRUZ

### **Estudo da Helmintofauna de *Galictis cuja* (Molina, 1872) (Carnivora, Mustelidae) atropelados na rodovia BR-040, no trecho entre Rio de Janeiro, RJ e Juiz de Fora, MG.**

#### RESUMO

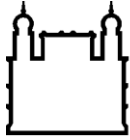
#### DISSERTAÇÃO DE MESTRADO EM BIODIVERSIDADE E SAÚDE

Pilar Corrêa da Silva

Neste estudo foram utilizados 18 espécimes de *Galictis cuja*, coletados na rodovia BR-040, entre Rio de Janeiro, RJ e Juiz de Fora, MG, entre 2009 e 2014. Os espécimes foram necropsiados no Laboratório de Ecologia da Universidade Veiga de Almeida (UVA), taxidermizados e depositados na Coleção de Mastozoologia do Museu Nacional do Rio de Janeiro (UFRJ/RJ). Seus órgãos foram examinados à procura de helmintos. Os helmintos coletados foram acondicionados em AFA durante 48 horas, posteriormente em álcool 70°GL e identificados no Laboratório de Helmintos Parasitos de Vertebrados (IOC/FIOCRUZ). Os espécimes representativos foram depositados na Coleção Helminológica do Instituto Oswaldo Cruz (CHIOC). A prevalência total do parasitismo nos *G. cuja* analisados foi de 94,4%, com 17 infectados dos 18 hospedeiros analisados. Foram encontradas seis espécies de helmintos nos espécimes de *G. cuja* estudados, dos quais quatro são espécies de nematóides, uma de digenético e outra de acantocéfalo. Foram identificados os nematóides *Molineus elegans*, *Physaloptera* sp., *Strongyloides* sp. e *Diocotophyma renale*; o acantocéfalo *Pachysentis gethi* e o digenético *Platynosomum illiciens*. Destes, três são novos registros de helmintos em *Galictis cuja*: *Molineus elegans*, *Physaloptera* sp. e *Platynosomum illiciens*. *Molineus elegans* apresentou maior prevalência de infecção (61%), seguido por

*Platynosomum illiciens* (27,8%), *Pachysentis gethi* (27,7%), *Dioctophyma renale* (22,2%), *Strongyloides* sp. (16,7%) e *Physaloptera* sp. (5,5%). A partir da MEV foi possível observar os três pares de papilas cefálicas da espécie *M. elegans* e um par de anfídeos, que não foram observados na microscopia de luz. Em *Physaloptera* sp. não foi possível observar as papilas caudais e o número de úteros da fêmea. *Strongyloides* sp. necessita de mais estudos, como o estudo das larvas de vida livre e estudos genéticos. *P. gethi* já havia sido relatado em *G. cuja* através de material depositado por Machado Filho em 1950 e em um período de 65 anos não havia sido relatado novamente. *Molineus elegans* e *Strongyloides* sp. apresentaram ciclo monoxeno dentre as espécies analisadas. Este trabalho teve como objetivos a identificação das espécies de helmintos dos hospedeiros *G. cuja* coletados e a elaboração de uma checklist de helmintos identificados neste hospedeiro no Brasil.

Palavras-chave: *Galictis cuja*, helmintos, rodovia BR-040, parasitismo, Brasil.



Ministério da Saúde

FIOCRUZ

Fundação Oswaldo Cruz

## INSTITUTO OSWALDO CRUZ

### **Study of Helminthfauna of *Galictis cuja* (Molina, 1872) (Carnivora, Mustelidae) hit in BR-040 highway, between Rio de Janeiro, RJ and Juiz de Fora, MG.**

#### ABSTRACT

#### MASTER DISSERTATION IN BIODIVERSITY AND HEALTH

Pilar Corrêa da Silva

This study used 18 specimens of *Galictis cuja* collected in the BR-040 highway, between Rio de Janeiro, RJ and Juiz de Fora, MG, between 2009 and 2014. The specimens were necropsied on The Ecology Laboratory at Veiga de Almeida University (UVA), stuffed and deposited in the Mammalogy Collection of the National Museum of Rio de Janeiro (UFRJ/RJ). Their organs were examined for helminths. Helminths collected were stored in AFA for 48 hours, later in alcohol 70° GL and identified in Laboratório de Helmintos Parasitos de Vertebrados (IOC/FIOCRUZ). Voucher specimens were deposited in the Helminthological Collection of the Instituto Oswaldo Cruz (CHIOC). The overall prevalence of parasitism in which *G. cuja* was analyzed was 94.4%, with 17 of the 18 infected hosts analyzed. Six species of helminths were found in *G. cuja*, four of which are species of nematodes, one of them a digenetic and other an acanthocephalan. The nematodes identified was *Molineus elegans*, *Physaloptera* sp., *Strongyloides* sp. and *Diocotophyma renale*; the acanthocephalan was *Pachysentis gethi* and the digenetic was *Platynosomum illiciens*. Of these, three are new records: *Molineus elegans*, *Physaloptera* sp. and *Platynosomum illiciens*. *Molineus elegans* showed the highest prevalence of infection (61%), followed by *Platynosomum illiciens* (27.8%), *Pachysentis gethi* (27.7%), *Diocotophyma renale* (22.2%), *Strongyloides* sp. (16.7%) and *Physaloptera* sp. (5.5%). From the SEM was possible to observe



three pairs of cephalic papillae of the species *M. elegans* and a pair of amphids, which were not observed in light microscopy earlier. In *Physaloptera* sp. it was not possible to observe the caudal papillae and the number of female uterus. *Strongyloides* sp. needs further study, as the study of free-living larvae and genetic studies. *P. gethi* had been reported in *G. cuja* along with material deposited by Machado Filho in 1950 and over a period of 65 years had not been reported again. *Molineus elegans* and *Strongyloides* sp. showed monoxen cycle among the species analyzed. This study aimed to identify the species of helminths of *G. cuja* hosts collected and provide a checklist of helminths identified in this host in Brazil.

Keywords: *Galictis cuja*, helminths, BR-040 highway, parasitism, Brazil.

# ÍNDICE

RESUMO	VI
ABSTRACT	VIII
1 INTRODUÇÃO	1
1.1 Revisão de Literatura .....	6
1.1.1. Posição sistemática de <i>Galictis cuja</i> .....	6
1.1.2. Histórico das pesquisas helmintológicas em mamíferos carnívoros silvestres no Brasil .....	8
2 JUSTIFICATIVA	11
3 OBJETIVOS	12
3.1. Objetivo Geral .....	12
3.2. Objetivos Específicos .....	12
4 MATERIAL E MÉTODOS	13
4.1. Origem e coleta dos hospedeiros .....	13
4.2. Necropsia dos hospedeiros e coleta dos helmintos .....	17
4.3. Fixação e acondicionamento dos helmintos .....	18
4.4. Processamento e identificação das espécies de helmintos .....	19
5 RESULTADOS	21
5.1. Checklist de helmintos parasitos de <i>G. cuja</i> no Brasil .....	45
6 DISCUSSÃO	48
6.1. Sistemática das espécies de helmintos encontradas .....	48
6.2. Biologia e ciclo de vida das espécies de helmintos encontradas .....	53
7 CONCLUSÕES	58
8 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	59

## Índice de Figuras

Figura 1. Vista dorsal da pele de espécimes de <i>Galictis cuja</i> e <i>Galictis vittata</i> .	2
Figura 2. Mapa da distribuição geográfica de <i>G. cuja</i> e <i>G. vittata</i> .	3
Figura 3. Comparação entre dentes molares de <i>G. cuja</i> e <i>G. vittata</i> .	8
Figura 4. Espécime de <i>G. cuja</i> atropelado na rodovia BR-040.	13
Figura 5. Espécime de <i>G. cuja</i> antes da necropsia.	14
Figura 6. Mapa da rodovia BR-040 com os pontos de coleta dos espécimes de <i>G. cuja</i> .	16
Figura 7. (a) Crânio de <i>G. cuja</i> ; (b), (c) e (d) Mandíbula inferior de <i>G. cuja</i> .	17
Figura 8. Estômago e intestino de <i>G. cuja</i> retirados durante a necropsia.	18
Figura 9. Identificação do material em microscopia de luz.	19
Figura 10. (a) Região anterior de <i>Molineus elegans</i> ; (b) Sulco excretório cervical; (c) Vesícula cefálica; (d) Sínlofes.	24
Figura 11. (a) Bolsa copuladora de <i>M. elegans</i> ; (b) Raios ventrais, laterais, látero dorsais, dorsais e distribuição numérica dos raios; (c) Espinhos da bolsa copuladora; (d) Raio dorsal.	25
Figura 12. (a) Espículos e gubernáculo de <i>M. elegans</i> ; (b) Vista lateral da bolsa copuladora; (c) Vulva e ovijector; (d) Ânus e espinho caudal.	26
Figura 13. (a) Sínlofes de <i>M. elegans</i> ; (b) Região anterior; (c) e (d) Papilas cefálicas e anfídeos; (e) Diferenças nas estriações	27

cuticulares; (f) Poro excretor; (g) Sínlofes; (h) Espinho caudal.	
Figura 14. Desenho da bolsa copuladora de <i>M. elegans</i> .	28
Figura 15. (a) e (b) Extremidade anterior de <i>Physaloptera</i> sp.; (c) Asas caudais; (d) Espículos e papilas pedunculadas.	31
Figura 16. <i>Dioctophyma renale</i> .	34
Figura 17. (a) Região anterior de <i>Strongyloides</i> sp.; (b) Vulva; (c) e (d) Região posterior.	37
Figura 18. (a), (b), (c) e (d) Região anterior de <i>Pachysentis gethi</i> ; (e) Ovos no útero; (f) Região posterior.	40
Figura 19. Região anterior de <i>Platynosomum illiciens</i> .	43
Figura 20. (a) Desenho de <i>Platynosomum illiciens</i> ; (b) Bolsa do cirro, vesícula seminal, átrio genital, poros genitais e acetábulo.	44

## Lista de tabelas

<b>Tabela 1. Espécimes de <i>Galictis cuja</i> coletados com data, Km, localidade e código de depósito na Coleção de Mastozoologia do Museu Nacional do Rio de Janeiro.</b>	<b>14</b>
<b>Tabela 2. Lista de helmintos coletados nos espécimes de <i>G. cuja</i> com sítio de infecção, dados ecológicos e número de depósito na Coleção Helminológica do Instituto Oswaldo Cruz.</b>	<b>21</b>
<b>Tabela 3. Checklist de helmintos parasitos de <i>G. cuja</i> no Brasil.</b>	<b>45</b>

## 1. INTRODUÇÃO

O Brasil é o quinto maior país do mundo em extensão territorial e é considerado o primeiro dos países megadiversos, responsável por aproximadamente 14% da biota mundial (Lewinsohn & Prado, 2002). Possui mais de 530 espécies de mamíferos descritas e outras a serem descobertas e catalogadas (Costa *et al.*, 2005). Os carnívoros silvestres são o grupo de mamíferos mais ameaçados do Brasil, apesar de uma série de iniciativas recentes do governo e de organizações não governamentais para a conservação destes (Costa *et al.*, 2005).

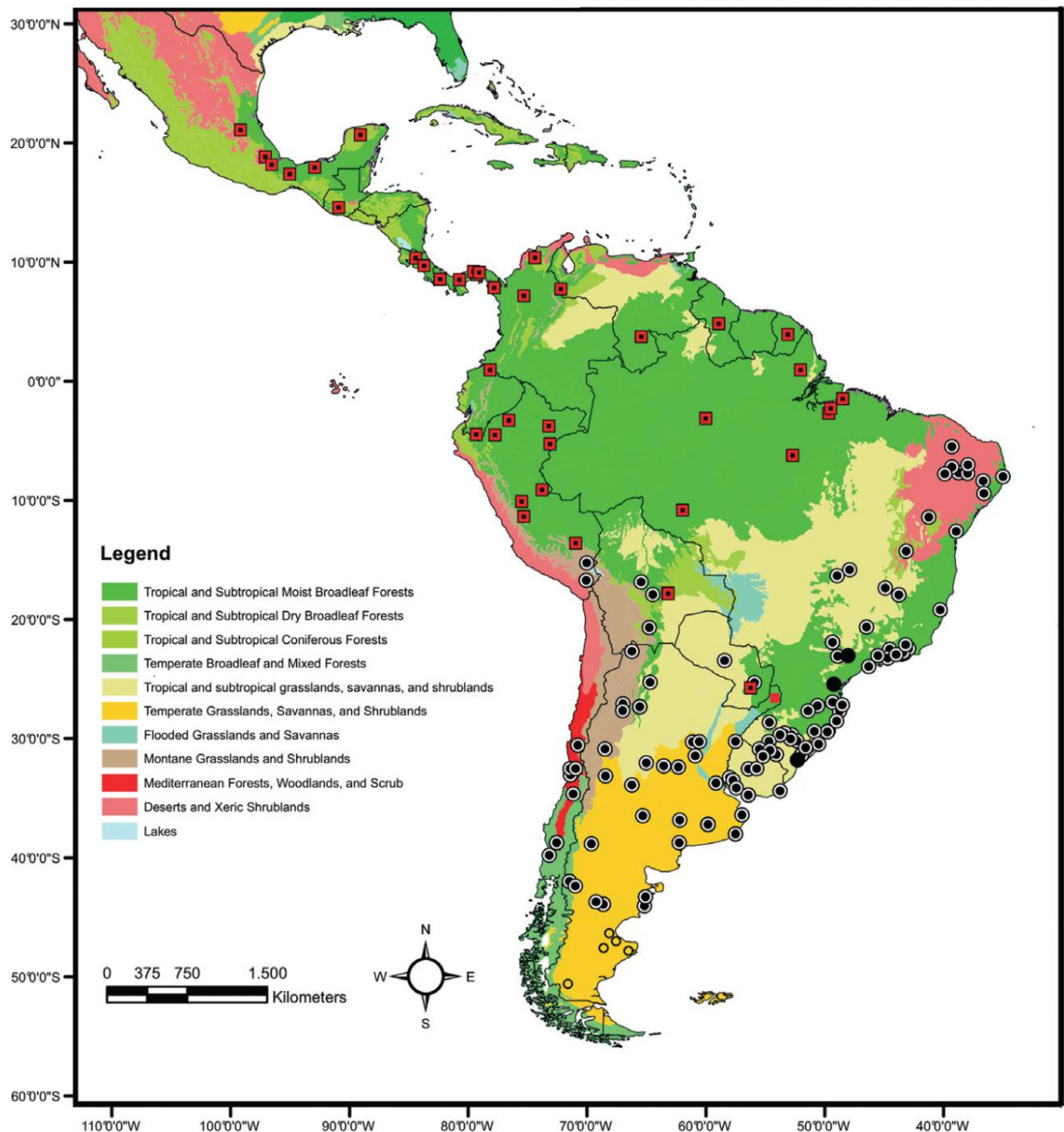
Os parasitos são reconhecidos como um importante componente da biodiversidade global e os estudos de documentação dessas espécies têm aumentado recentemente (Poulin & Morand, 2004).

O gênero *Galictis* Bell, 1826 possui duas espécies, cuja distribuição vai do sul do México até a Argentina. No Brasil há ocorrência de ambas, *Galictis cuja* (Molina, 1872) e *Galictis vittata* (Schreber, 1776) (Figura 1), popularmente conhecidos como “furão”.



**Figura 1.** Vista dorsal de peles de espécimes representativos das duas espécies, enfatizando a diferença de tamanho e padrão de pelagem das duas. (A) *Galictis vittata* e (B) *Galictis cuja*. Escala = 10 cm. Adaptado de Bornholdt *et al.*, 2013.

Um estudo de 2013 determina que *G. vittata* normalmente é encontrado a partir do México até o Nordeste do Brasil, e *G. cuja* a partir do Nordeste brasileiro até a Argentina, embora exista um relato de *G. vittata* no Sudeste brasileiro (Figura 2) (Bornholdt *et al.*, 2013).



**Figura 2.** Mapa mostrando a distribuição geográfica de *Galictis vittata* (quadrados) e de *Galictis cuja* (círculos). Fonte: Adaptado de Bornholdt *et al.*, 2013.

O *Galictis cuja* é o menor representante da família Mustelidae no Brasil, sendo encontrado em margens de florestas, capoeiras ou vegetação arbustiva cerrada, normalmente nas beiras de banhados ou rios (Yensen & Tarifa, 2003).

Os indivíduos de *G. cuja* concentram suas atividades nas primeiras horas do dia e ocasionalmente há um prolongamento para o período matutino e crepuscular (Sunquist *et al.*, 1989). A sua alimentação é essencialmente carnívora, predando répteis, pequenas aves e pequenos mamíferos. O



comprimento total da espécie atinge em média 69,2 cm, incluindo a cauda que mede 15 cm. O peso máximo registrado é de 1,58 kg. São estritamente terrestres e com grande agilidade nos movimentos (Eisenberg, 1989; Nowak, 1999; Yensen & Tarifa, 2003; Bornholdt *et al.*, 2013).

O furão não vive em grupos sociais, porém registros de animais em números de dois a quatro, constituídos da mãe com seus filhotes, podem ser observados. A fêmea dá cria de dois a cinco filhotes numa gestação, que dura por volta de 39 dias (Eisenberg, 1989; Yensen & Tarifa, 2003). A pelagem é bastante característica, com a face, a região da garganta e os membros negros e o dorso acinzentado. No limite entre as duas colorações existe uma faixa branca separando-as, que se estende da cabeça até a lateral do pescoço. Têm o corpo bastante alongado com pernas curtas. As pernas curtas e o corpo delgado fazem com que os animais do gênero *Galictis* tenham uma aparência muito semelhante com os do gênero *Mustela* Linnaeus, 1758, porém, o padrão de coloração distingue os dois. Apresentam dimorfismo sexual, sendo as fêmeas no geral menores e mais delgadas do que os machos (Yensen & Tarifa 2003, Bornholdt *et al.*, 2013).

Em relação à conservação da espécie, é classificada como "pouco preocupante" pela IUCN devido à sua ampla distribuição, porém poucos estudos reportam densidades populacionais e são raros em toda a sua distribuição.

A distribuição geográfica de *Galictis cuja* é restrita à América do Sul, e no Brasil, encontram-se em diversos estados, nos biomas Cerrado, Campos Sulinos e principalmente Mata Atlântica. (Emmons & Feer, 1997; Nowak, 1999; Cheida *et al.*, 2006; Bornholdt *et al.*, 2013) (Figura 2).

A Mata Atlântica é composta por um conjunto de formações florestais, as Florestas: Ombrófila Densa, Ombrófila Mista, Estacional Semidecidual, Estacional Decidual, Ombrófila Aberta e outros ecossistemas associados, como as restingas, manguezais e campos de altitude. Os remanescentes de vegetação nativa estão reduzidos a cerca de 22% de sua cobertura original e destes, apenas cerca de 7% estão em bom estado de conservação em fragmentos acima de 100 hectares.

Mesmo reduzida e fragmentada, estima-se que a Mata Atlântica abriga cerca de 20.000 espécies vegetais, incluindo espécies endêmicas e ameaçadas de extinção. Em relação à fauna, os levantamentos já realizados indicam que a Mata Atlântica abriga 849 espécies de aves, 370 espécies de anfíbios, 200

espécies de répteis, 270 de mamíferos e cerca de 350 espécies de peixes (MMA, 2015). O bioma é considerado um dos 25 *hotspots* mundiais da biodiversidade (IBGE, 2015).

A rodovia BR-040 corta o corredor da biodiversidade da Serra do Mar, área de Mata Atlântica, seguindo do município de Duque de Caxias, no Estado do Rio de Janeiro até Juiz de Fora, no Estado de Minas Gerais (Bueno *et al.*, 2009).

A construção de estradas é um mecanismo de fragmentação de habitats de alto impacto, que remove a cobertura vegetal original, gera efeito de borda e altera a função e estrutura da paisagem, em contraste com a necessidade e o alto valor econômico imposto pela sociedade humana (Prado *et al.*, 2006). O impacto das estradas nos ecossistemas terrestres e aquáticos acontece através de mudanças no comportamento animal, acidentes por colisão de veículos, alterações físicas e químicas no ambiente, dispersão de espécies exóticas, além da modificação e utilização de habitats por seres humanos (Coelho *et al.*, 2008). Os acidentes por atropelamento de fauna silvestre representam hoje uma das maiores causas de mortes e traumas, especialmente em ambientes fragmentados (Ceratti *et al.*, 2010).

O crescente aumento da linha viária e do fluxo de veículos no país fez deste um impacto ambiental que deve ser considerado e esse problema passa a ser uma ameaça para a conservação da biodiversidade (Bueno *et al.*, 2009).

A mortalidade por atropelamento é altamente impactante principalmente para espécies com populações de baixas densidades, as ameaçadas de extinção e as que possuem grande área de vida e baixas taxas reprodutivas, como os carnívoros. As taxas de atropelamento geralmente são subestimadas, pois os animais que não morrem no momento da colisão deslocam-se para a vegetação adjacente, onde acabam morrendo sem ser contabilizados (Prada, 2004).

No ano de 2010 foi criado o Projeto “Mapeamento, Identificação e Biologia da Mastofauna Silvestre Atropelada em Área de Mata Atlântica”, com o apoio da Faperj, derivado do material do Projeto “Caminhos da Fauna”, onde foram coletados os espécimes hospedeiros e seus respectivos helmintos utilizados neste trabalho.

O estudo dos helmintos foi escolhido como foco desta pesquisa pelo fato do parasitismo ter um papel importante na estrutura das comunidades de hospedeiros. Eles podem ter efeito diferencial sobre os diversos hospedeiros que

exploram, podendo debilitar um hospedeiro que tenha um papel chave na comunidade, ou alterar indiretamente o fenótipo do animal que estão parasitando, e fazê-lo mais ou menos apto a ser parasitado por certa espécie. Algumas espécies podem ser importantes na formação de comunidades parasitárias e competir diretamente com outras no interior do hospedeiro, tendo sua abundância reduzida. (Poulin, 1999). Além disso, os parasitos desempenham um papel importante na biodiversidade dos hospedeiros interferindo em processos como competição, migração e especiação (Combes, 1995).

## **1.1. Revisão de Literatura**

### **1.1.1. Posição sistemática de *Galictis cuja***

O gênero *Galictis* foi proposto por Bell (1826) a partir do estudo de espécimes de mustelídeos coletados na Guiana. Entretanto, nessa proposta de nome de gênero, Bell (1826) não forneceu dados diagnósticos do gênero ou uma descrição morfológica detalhada dos espécimes estudados. O gênero foi validado por Bell (1837), a partir da análise de material depositado na Coleção da Sociedade Zoológica de Londres, onde fez uma completa descrição dos caracteres diagnósticos do gênero. Entretanto, espécimes carnívoros mustelídeos que posteriormente foram incluídos no gênero *Galictis* já eram previamente conhecidos por outros autores (Bornholdt *et al.*, 2013).

Atualmente, *Galictis* possui duas espécies válidas. *Viverra vittata* Schreber, 1776 é a espécie tipo e foi estudada por Bell (1837), que propôs esse gênero baseado nessa espécie, e, portanto, a combinação *Galictis vittata* (Schreber, 1776). A descrição original de Schreber foi feita a partir de desenhos elaborados pelo naturalista Suíço Jan Nicolaas Allamand em 1771, que registrou esse mustelídeo no Suriname (Bornholdt *et al.*, 2013). *Galictis cuja* (Molina, 1782) foi descrita originalmente no gênero *Mustela* Linnaeus, 1758, e posteriormente incluída em *Galictis* por Bell (1837) (Bornholdt *et al.*, 2013). Posteriormente, o naturalista chileno Juan Ignacio Molina descreveu duas espécies de carnívoros do Chile, *Mustela cuja* e *Mustela quiqui* (Molina, 1782).

Apenas no início do século XIX que as espécies descritas por Schreber (1776) e por Molina (1782) foram reconhecidas como pertencentes ao mesmo gênero. Em 1800, Shaw combinou as espécies descritas por ambos os autores no

gênero *Viverra*, com os nomes de *Viverra vittata*, *Viverra cuja* e *Viverra quiqui*. Ele considerou *Mustela cuja* e *Mustela quiqui* como sinônimos de *Viverra cuja* e *Viverra quiqui*, respectivamente.

Alguns anos mais tarde, Oken (1816) descreveu um novo gênero que deu o nome de *Grison*, com *Viverra vittata* como espécie tipo. Este nome genérico foi seguido por alguns autores ao longo de muitos anos (Thomas, 1907; Ihering, 1911; Goldman, 1920; Osgood, 1943; Goodwin, 1946), mas foi considerado inválido pela Comissão Internacional de Nomenclatura Zoológica (Bornholdt *et al.*, 2013).

Vários outros nomes foram atribuídos ao gênero *Galictis* ao longo dos anos, como *Gulo* (Desmarest, 1820), *Ursus* (Thunberg, 1820), *Lutra* (Traill, 1821), *Grisonia* (Gray, 1865) e *Grisonella* (Thomas, 1912), que atualmente são sinônimos de *Galictis* (Yensen & Tarifa, 2003).

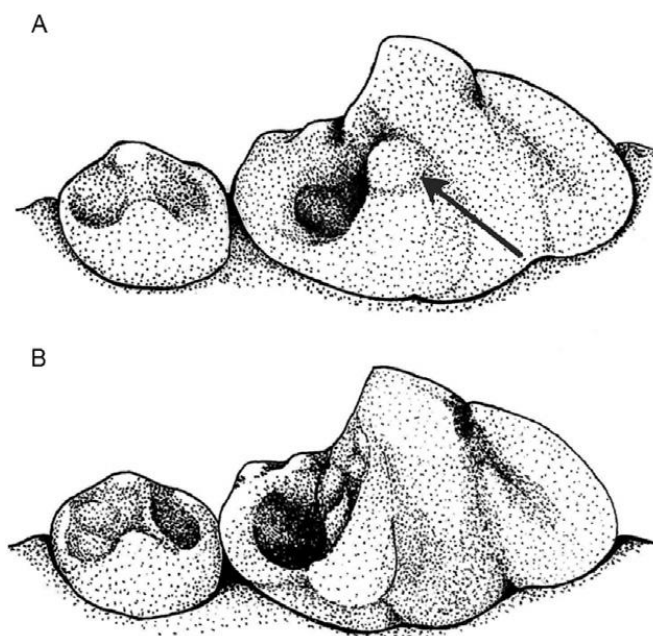
Quando Bell (1837) descreveu *Galictis*, ele incluiu o espécime *Viverra vittata* de Schreber (1776) como membro deste novo gênero e descreveu uma segunda espécie, *Galictis allamandi*. Porém, ele não incluiu neste gênero as duas espécies descritas por Molina (1782).

Em 1847, Claudio Gay considerou *Mustela quiqui* como sinônimo de *Galictis vittata*, mas não mencionou *Galictis cuja*. Posteriormente, alguns autores reconheceram *Mustela cuja* e *Mustela quiqui* como sinônimos de *Galictis vittata* (Gray, 1865; 1869). Algumas décadas mais tarde, Thomas (1907), separou *Galictis vittata* das espécies chilenas e considerou *Galictis cuja* e *Galictis quiqui* como sinônimos um do outro. Thomas (1912) levantou a questão de que *Galictis cuja* e *Galictis quiqui* provavelmente eram espécies distintas.

Eisenberg (1989) ainda considerou *G. allamandi* como uma espécie potencialmente válida, embora atualmente todos os autores reconheçam *G. vittata* e *G. cuja* como as únicas espécies válidas do gênero, com a delimitação geográfica das duas ainda não bem definida.

Essas avaliações de morfologia e distribuição só tiveram início com as contribuições de Thomas no início do século 20. Em 1907, foi o primeiro autor a reconhecer os caracteres diagnósticos entre as espécies do gênero *Galictis* válidos até hoje (Yensen & Tarifa, 2003). Ele notou que as espécies do Sudeste e Sul do Brasil não possuíam um metaconóide (cúspide extra) no dente pré-molar inferior, como era presente nos furões de áreas mais ao Norte (Thomas, 1907).

Cinco anos depois ele propôs que existiam duas espécies distintas de furões: uma maior, que apresentava o metaconóide no dente pré-molar inferior e outra visivelmente menor, com a ausência desta cúspide extra e habitando áreas mais ao Sul (Bornholdt *et al.*, 2013) (Figura 3).



**Figura 3.** Primeiros e segundo molares de (A) *Galictis vittata* e (B) *Galictis cuja*, com a seta em (A) evidenciando a presença de metaconóide, caráter diagnóstico para distinção entre as duas espécies. Fonte: Adaptado de Bornholdt *et al.*, 2013.

### 1.1.2. Histórico das pesquisas helmintológicas em mamíferos carnívoros silvestres no Brasil

A região Neotropical abrange uma grande parte das Américas, se estendendo do centro do México até o sul da Argentina e Chile, sendo um dos *hotspots* mais ricos em biodiversidade de mamíferos no mundo, com muitas espécies endêmicas (Schipper *et al.*, 2008).

O primeiro registro de um helminto em hospedeiros brasileiros foi o relato de nematóides parasitos de tamanduá, realizado pelos holandeses Piso & Marcgrave (1648) em coletas científicas realizadas no Nordeste do Brasil.

Os relatos de helmintos parasitos de carnívoros silvestres brasileiros tiveram início a partir da primeira metade do século XIX, com as expedições de naturalistas europeus ao país, que coletaram diversas espécies de vertebrados

(Straube, 2002; Vieira, 2011). Destes grupos, o que mais se destacou foi o do austríaco Johann Natterer, que segundo Travassos (1965) pode ser considerado o pai da helmintologia brasileira. Durante os anos de 1817 e 1835 ele coletou aproximadamente 2.000 espécies de helmintos nas 17.000 espécies de peixes, anfíbios, répteis, aves e mamíferos examinados e coletados (Rego, 1982; Vanzolini, 1996; Sá *et al.*, 1999; Straube, 2002; Vieira, 2011). Estes foram enviados à Áustria e a outros países europeus, onde foram distribuídos entre vários helmintologistas renomados, como o sueco Karl Asmund Rudolphi, o austríaco Karl Moritz Diesing e o suíço Otto Fuhrman (Vieira, 2011). Outros naturalistas também foram importantes para o início das pesquisas helmintológicas no Brasil, os alemães Friedrich Sellow e Ignaz Olfers, que coletaram material zoológico na região Sul do país (Sá *et al.*, 1999; Vieira, 2011).

As primeiras descrições de helmintos de vertebrados do Brasil foram feitas por Rudolphi (1819). Nos trabalhos de Diesing (1850; 1851) foram descritas e relatadas 18 espécies de nematóides, cestóides, acantocéfalos e digenéticos em hospedeiros vertebrados no país.

No início do século XX no Brasil, Gomes de Faria e Lauro Travassos iniciaram uma série de trabalhos helmintológicos, abrangendo a patologia humana e de animais domésticos e silvestres. Podem-se destacar os trabalhos de Gomes de Faria (1910) que descreveu o *Ancylostoma braziliense*, nematóide parasito de cães e gatos e o de Travassos (1913) que estudou as espécies brasileiras de nematóides da subfamília Heterakinae Railliet & Henry, 1912. A partir deste trabalho Lauro Travassos ganhou muitos “discípulos” e diversos trabalhos foram publicados por eles, envolvendo também helmintos de mamíferos no Brasil (Vicente *et al.*, 1997).

Em relação à ordem Carnivora diversos autores publicaram trabalhos de compilação de registros de helmintos parasitos de carnívoros brasileiros ao longo dos anos, tais como: Yamaguti (1959; 1963; 1971), Travassos (1965), Travassos *et al.* (1969), Schmidt (1986), Thatcher (1993), Vicente *et al.* (1997), Vieira *et al.* (2008), Muniz-Pereira *et al.* (2009) e Pinto *et al.* (2011).

Os estudos envolvendo parasitismo em mamíferos carnívoros silvestres brasileiros embora pareçam bem numerosos, podem ser considerados escassos (Muniz-Pereira *et al.*, 2009). Mesmo com aproximadamente 76% das espécies de hospedeiros carnívoros silvestres possuindo registros acerca de sua

helmintofauna, este número ainda não é considerado ideal, devido à grande extensão territorial do Brasil e a diversidade de biomas e habitats que uma mesma espécie pode ocupar, havendo a possibilidade de novos registros de helmintos em biomas pouco estudados. Uma das dificuldades encontradas é que a maioria dos estudos de parasitos em hospedeiros silvestres fica em segundo plano, uma vez que normalmente se estudam primeiro as espécies hospedeiras e depois seus parasitos (Luque, 2008).

## 2. JUSTIFICATIVA

Os trabalhos descrevendo a helmintofauna de *Galictis cuja* no Brasil podem ser considerados dispersos, uma vez que esse hospedeiro apresenta ampla distribuição no país. Até o momento, apenas cinco espécies são registradas nesse hospedeiro no Brasil: *Pachysentis gethi* (Machado Filho, 1950) (Acanthocephala, Oligacanthorhynchidae), *Dioctophyma renale* (Goeze, 1782) (Nematoda, Dioctophymatoidea), *Dirofilaria* sp. (Nematoda, Onchocercidae), *Strongyloides* sp. (Nematoda, Strongyloididae) e *Crenosoma brasiliense* (Vieira, Muniz-Pereira, Souza Lima, Moraes Neto, Gonçalves & Luque, 2012) (Nematoda, Metastrongyloidea).



### **3. OBJETIVOS**

#### **3.1. Objetivo Geral**

O presente trabalho teve como objetivo estudar a helmintofauna de *Galictis cuja* em uma região de Mata Atlântica entre os estados do Rio de Janeiro e Minas Gerais.

#### **3.2. Objetivos Específicos**

- Realizar o estudo morfológico e taxonômico das espécies de helmintos que ocorrem nesses hospedeiros coletados;
- Elaborar uma checklist de helmintos parasitos de *Galictis cuja* no Brasil (Tabela 3).

## 4. MATERIAL E MÉTODOS

### 4.1. Origem e coleta dos hospedeiros

Os hospedeiros foram coletados na rodovia Federal BR-040 entre os municípios do Rio de Janeiro, RJ e Juiz de Fora, MG, com extensão total de aproximadamente 180,4 km. Esse trecho da rodovia é frequentemente monitorado pela empresa concessionária e engloba nove municípios entre os estados do Rio de Janeiro e Minas Gerais: Rio de Janeiro, Duque de Caxias, Petrópolis, Areal, Três Rios, Comendador Levy Gasparian, Simão Pereira, Matias Barbosa e Juiz de Fora.

No presente estudo foram analisados 18 espécimes de *Galictis cuja* (Figuras 4 e 5) mortos por atropelamento nesse trecho da rodovia BR-040, entre o período de 2009 e 2014 (Tabela 1). Assim que coletados os hospedeiros foram congelados em freezer até o momento da necropsia.

O presente trabalho foi desenvolvido sob autorização do Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais – IBAMA/SISBIO (Solicitação nº 30727-4).



**Figura 4.** Espécime de *Galictis cuja* atropelado na rodovia BR-040. Fonte: Fotografia de Cecília Bueno.



**Figura 5.** Espécime de *Galictis cuja* antes da necropsia.

**Tabela 1.** Regiões e datas de coleta dos espécimes de *Galictis cuja* analisados no presente estudo e o código de depósito na Coleção de Mastozoologia do Museu Nacional do Rio de Janeiro.

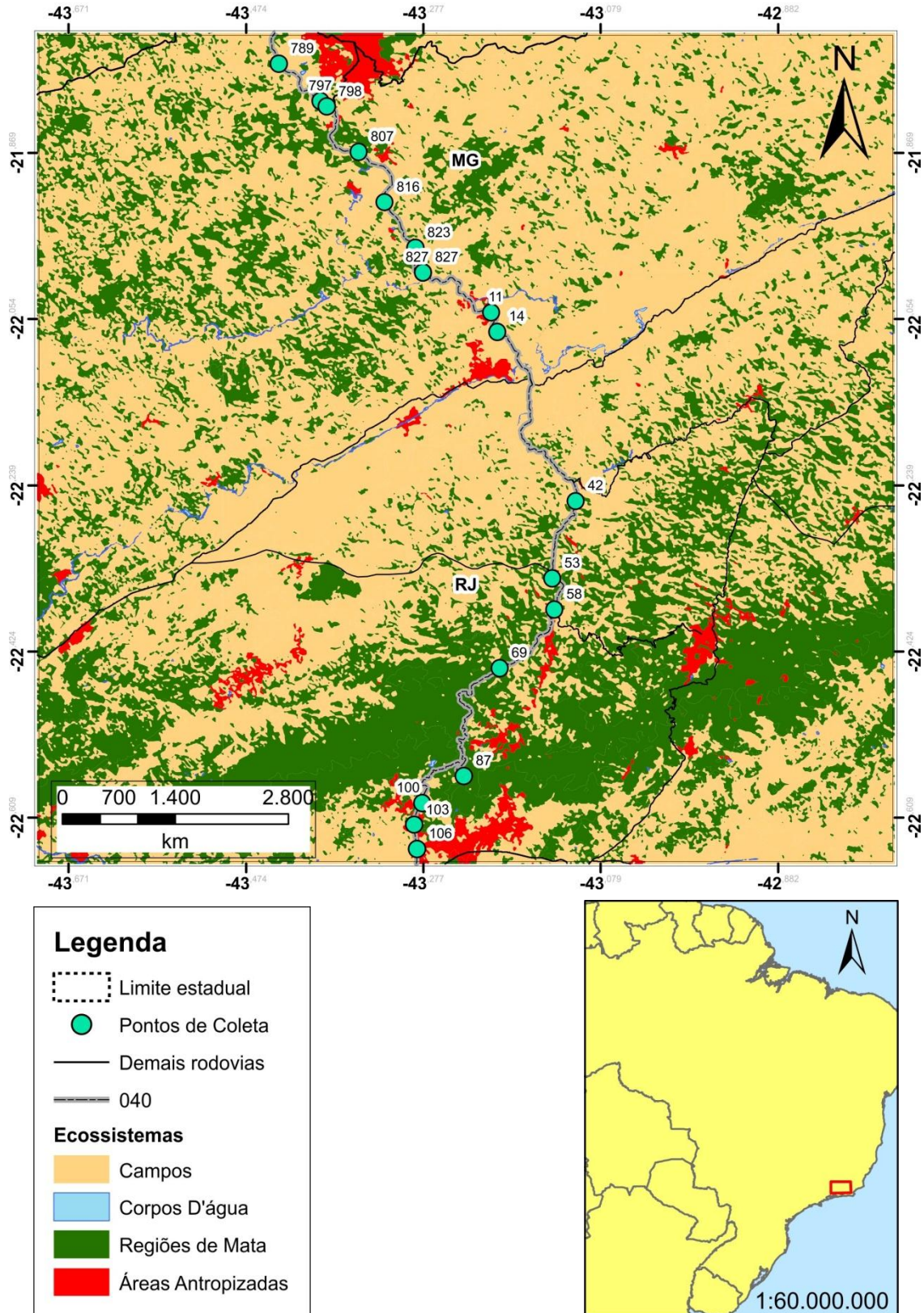
<b>Km</b>	<b>Data</b>	<b>Localidade</b>	<b>Código de depósito MNRJ</b>
11	6/6/2010	Três Rios, RJ	MNRJ 79247
14	21/11/2010	Três Rios, RJ	MNRJ 79294
42	14/4/2011	Areal, RJ	MNRJ 79314
53	15/9/2009	Petrópolis, RJ	MNRJ 79216
58	14/7/2010	Petrópolis, RJ	MNRJ 79261
69	20/12/2011	Petrópolis, RJ	MNRJ 79443
87	29/8/2012	Petrópolis, RJ	MNRJ 79501
100	22/5/2011	Duque de Caxias, RJ	MNRJ 79326
103	24/7/2011	Duque de Caxias, RJ	MNRJ 79379
106	13/10/2011	Duque de Caxias, RJ	MNRJ 79421
789	9/7/2011	Juiz de Fora, MG	MNRJ 79358

797	12/1/2012	Matias Barbosa, MG	MNRJ 79445
798	28/4/2012	Juiz de Fora, MG	MNRJ 79471
807	15/1/2009	Matias Barbosa, MG	MNRJ 79162
816	27/8/2011	Simão Pereira, MG	MNRJ 79404
823	13/9/2011	Simão Pereira, MG	MNRJ 79407
827	4/7/2009	Simão Pereira, MG	MNRJ 79190
827	24/5/2014	Simão Pereira, MG	em processo

Os pontos de coleta dos hospedeiros foram marcados com o uso do GPS Garmin GPSMAP 60CSx para permitir a plotagem dos mesmos. O mapa dos locais de coleta foi realizado com o software ArcGIS® 10.0 com *shapes* disponibilizados na base de dados do IBGE utilizando os *layers* de uso do solo. Os pontos georreferenciados foram dispostos no mapa em DATUM SIRGAS 2000 com sistema de coordenadas em graus decimais em escala 1:60.000.000 (Figura 6).



## *Galictis cuja* Coletados na BR 040

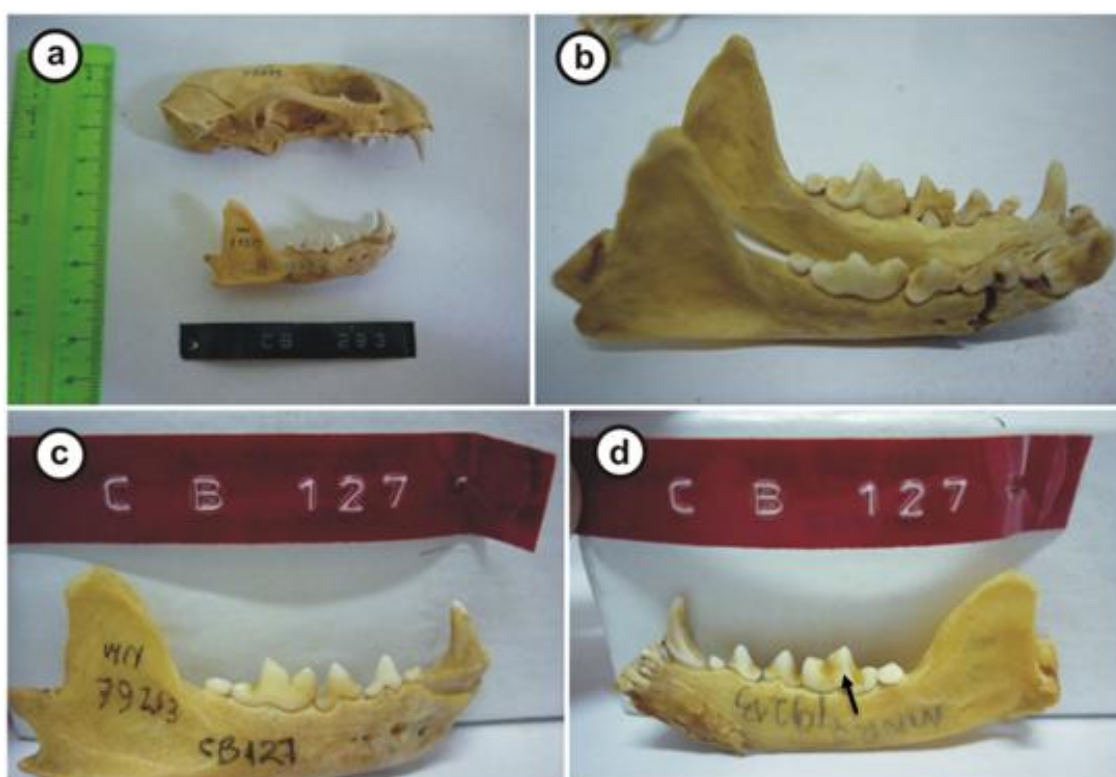


**Figura 6.** Mapa da rodovia BR-040 com os pontos de coleta (Km) dos hospedeiros da espécie *Galictis cuja*. Feito por Darwin Dias Fagundes.

## 4.2. Necropsia dos hospedeiros e coleta dos helmintos

As necropsias dos hospedeiros foram realizadas no Laboratório de Ecologia da Universidade Veiga de Almeida (UVA), Rio de Janeiro, RJ.

Os hospedeiros foram identificados de acordo com as características morfológicas e biogeográficas listadas por Yensen & Tarifa (2003) e Bornholdt *et al.* (2013). Os espécimes do presente estudo apresentaram o padrão de pelagem descrito para *Galictis cuja* por Yensen & Tarifa (2003) e Bornholdt *et al.* (2013) e a ausência de um metaconóide (cúspide extra) no dente pré-molar inferior (Figura 7).



**Figura 7.** (a) Crânio de espécime de *Galictis cuja* utilizado no estudo e depositado na Coleção de Mastozoologia do Museu Nacional do Rio de Janeiro; (b) mandíbula inferior de um dos espécimes coletados; (c) detalhe dos dentes da mandíbula inferior; (d) detalhe dos dentes da mandíbula inferior (parte interna), com seta evidenciando a ausência do metaconóide no pré-molar.

Os esqueletos e peles de espécimes representativos de *G. cuja* do presente estudo foram depositados na Coleção de Mastozoologia do Museu Nacional do Rio de Janeiro (MNRJ), da Universidade Federal do Rio de Janeiro (UFRJ) (Tabela 1).



Em cada um dos hospedeiros necropsiados foram analisados os rins, pulmões, traqueia, coração, fígado, baço e sistema digestório. O sistema digestório foi acondicionado em placas de Petri e dividido em esôfago, estômago, intestino delgado, intestino grosso e reto. No momento da dissecação todos os órgãos foram lavados com solução salina fisiológica 0,85% e esse conteúdo inspecionado com auxílio de microscópio estereoscópico. O conteúdo gastrointestinal foi passado em peneira de malha de 75µm, lavado com água de torneira, acondicionado em recipientes de vidro contendo solução fixadora de formalina 5% e devidamente identificados, para posterior análise em microscópio estereoscópico (Figura 8).



**Figura 8.** Estômago e intestino de *Galictis cuja* retirados durante a necropsia, preparados para serem abertos e seu conteúdo passado em peneira de malha de 75µm de abertura.

#### **4.3. Fixação e acondicionamento dos helmintos**

Os helmintos coletados nos rins foram fixados em AFA (93 partes de etanol 70° GL, 5 partes de formol 40% e 2 partes de ácido acético glacial) em

temperatura ambiente por 48 horas e posteriormente acondicionados em frascos de vidro contendo etanol 70° GL.

Os helmintos coletados nos frascos contendo conteúdo estomacal e intestinal, previamente fixados em formalina 5%, foram diretamente acondicionados em etanol 70° GL.

#### 4.4. Processamento e identificação das espécies de helmintos

Para identificação em microscopia de luz os nematóides foram clarificados em Lactofenol de Amann e montados em lâminas provisórias.

Os digenéticos e acantocéfalos foram corados em hematoxilina de Delafield pelo método regressivo, de acordo com Amato *et al.* (1991) e montados em bálsamo do Canadá em lâminas permanentes.

Os helmintos foram medidos e fotografados e alguns desenhados em microscópio Olympus BX-41 com tubo de desenho acoplado (Figura 9). No presente estudo as medidas dos helmintos estão em micrômetros ou em milímetros quando indicado.



**Figura 9.** Identificação dos helmintos em microscopia de luz.



Alguns espécimes de nematóides dos gêneros *Molineus* Cameron, 1923, *Physaloptera* Rudolphi, 1819 e *Strongyloides* Grassi, 1879 foram também analisados em microscópio Olympus BX-51, com ótica de correção infinita UIS e contraste de interferência diferencial DIC (Nomarski), no laboratório de Bio Imagens do Departamento de Parasitologia Animal da Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro (UFRRJ), e no laboratório de microscopia da Pós-Graduação em Ciências Biológicas - Comportamento e Biologia Animal da Universidade Federal de Juiz de Fora (UFJF).

Alguns espécimes do gênero *Molineus* foram analisados em microscópio eletrônico de varredura (MEV). Os espécimes foram fixados em Karnovsky modificado (2% de paraformaldeído e 2,5% glutaraldeído) a 1% e pós-fixados em tetróxido de ósmio a 1%, desidratados em série progressiva de etanol, processados para secagem em ponto crítico com CO<sub>2</sub>, metalizados em ouro, e examinados em microscópio JEOL JSM 6390LV SEM operando a 15 kV na Plataforma de Microscopia Eletrônica, no Pavilhão Carlos Chagas, na Fundação Oswaldo Cruz, Instituto Oswaldo Cruz (FIOCRUZ/IOC), Rio de Janeiro, RJ.

A identificação dos digenéticos até gênero foi feita de acordo com Bray *et al.* (2008), e até espécie foram identificados de acordo com Rodrigues (1963).

Os nematóides foram identificados até gênero de acordo com Anderson *et al.* (2009). Os espécimes do gênero *Molineus* foram identificados até espécie de acordo com a classificação da distribuição dos raios ventrais e laterais da bolsa, proposta por Durette-Desset *et al.* (1983) e pelos estudos de Travassos (1921, 1937).

Os acantocéfalos foram identificados de acordo com Machado Filho (1950) e Schmidt (1972).

Os dados ecológicos referentes aos helmintos foram elaborados de acordo com Bush *et al.* (1997).

Espécimes representativos dos helmintos foram depositados na Coleção Helminológica do Instituto Oswaldo Cruz (CHIOC), Rio de Janeiro, RJ.

## 5. RESULTADOS

A prevalência total do parasitismo nos espécimes de *G. cuja* analisados no presente estudo foi de 94,4%, com 17 hospedeiros infectados dos 18 analisados.

Foi observada uma riqueza de seis espécies de helmintos nos espécimes de *G. cuja* estudados, dos quais quatro são espécies de nematóides, uma de digenético e outra de acantocéfalo (Tabela 2).

**Tabela 2.** Lista de helmintos coletados nos espécimes de *Galictis cuja* no presente estudo, sítio de infecção, dados ecológicos do parasitismo e número de depósito na CHIOC, de acordo com Bush *et al.* (1997).

Helmintos	Sítio de infecção	Prevalência	Intensidade	Intensidade média	Abundância média
Acanthocephala					
<i>Pachysentis gethi</i> (CHIOC 38100)	Intestino	27,7%	1-9	2,6 ± 3,27	0,7 ± 2,10
Trematoda					
<i>Platynosomum illiciens</i> (CHIOC 38201)	Estômago e Intestino	27,8%	1-15	5,4 ± 6,11	1,5 ± 3,87
Nematoda					
<i>Diectophyma renale</i> (CHIOC 36763)	Rim	22,2%	1-3	1,5 ± 1,15	0,3 ± 0,75
<i>Molineus elegans</i> (CHIOC 36760)	Estômago e Intestino	61,1%	5-60	19,8 ± 24,04	12,1 ± 21,63
<i>Physaloptera</i> sp. (CHIOC 36761)	Intestino	5,5%	10	-	-
<i>Strongyloides</i> sp. (CHIOC 36762)	Estômago e Intestino	16,7%	8-81	44 ± 36,51	7,3 ± 21,01

Seguem os resultados abaixo:

**Filo Nematoda Rudolphi, 1808**  
**Ordem Strongylida Molin, 1861**  
**Superfamília Trichostrongyloidea Cram, 1927**  
**Família Molineidae Durette-Desset & Chabaud, 1977**  
**Gênero Molineus Cameron, 1923**  
***Molineus elegans* (Travassos, 1921)**

**Descrição:**

Corpo com formato delgado e fino. Extremidade anterior com evidente vesícula cefálica. Boca em formato triangular (Figura 13d). Possui três pares de papilas cefálicas externo laterais, com um par de anfídeos internos à papila externo lateral mediana (Figuras 13c; 13d). Sulco excretório cervical presente (Figura 10b). Cutícula com delgadas estrias transversais e espessamentos longitudinais (sínlofes) bem desenvolvidas (Figuras 10d; 13a; 13g). Anel nervoso localizado na altura da região mediana do esôfago. Poro excretor localizado no sulco excretório cervical (Figuras 10b; 13f). Asas cervicais ausentes. Deirídeos na altura do sulco cervical.

**Machos (3 espécimes):** Comprimento total 5,5-5,9 mm. Largura na região da junção esôfago-intestinal 90-100 µm. Vesícula cefálica medindo 50 µm de comprimento. Comprimento do esôfago 450-490 µm e maior largura do esôfago 40 µm. Machos com bolsa copuladora bem desenvolvida, simétrica, contendo três lobos, com lobo dorsal menos desenvolvido que os laterais, porém nítido (Figura 14) e pequenos espinhos na face ventral da bolsa (Figura 11c). Raios da bolsa copuladora seguindo o padrão 2-1-2 (Figura 11b); raio ventral anterior e ventral posterior similares em tamanho e com um tronco comum. O raio lateral anterior é menor que os outros dois raios laterais e está separado do tronco comum a esses outros dois raios laterais; raio látero dorsal originando-se de um tronco comum ao raio dorsal, sendo menor do que este; raio dorsal dividindo-se na porção terminal em dois ramos e cada um dividindo-se em três digitações, sendo a externa muito maior que as demais e de formato curvado (Figuras 11d; 14). Gubernáculo

alongado, com pontas rombas, com 70 µm de comprimento; em vista ventral a extremidade proximal é mais larga do que a extremidade distal; em vista lateral possui formato pouco curvado (Figuras 12a; 12b). Espículos alados, iguais, com 120 µm de comprimento; extremidade distal afilada; uma das abas da asa mais longa do que a outra aba (Figuras 12a; 12b).

**Fêmeas (3 espécimes em fragmentos):** Vesícula cefálica (Figuras 10a; 10b; 10c) medindo 70 µm. Útero anfidélfico. Vulva pouco proeminente (Figura 12c). Ovíjector desenvolvido (Figura 12c). Ovos elipsóides e de casca fina com 40-50 µm de comprimento e 20-30 µm de largura. Cauda com 85-90 µm de comprimento. Extremidade caudal cônica com um espinho terminal (Figuras 12d; 13h) medindo aproximadamente 25-40 µm.

### **Resenha Taxônomica**

**Sítio de Infecção:** Estômago e Intestino.

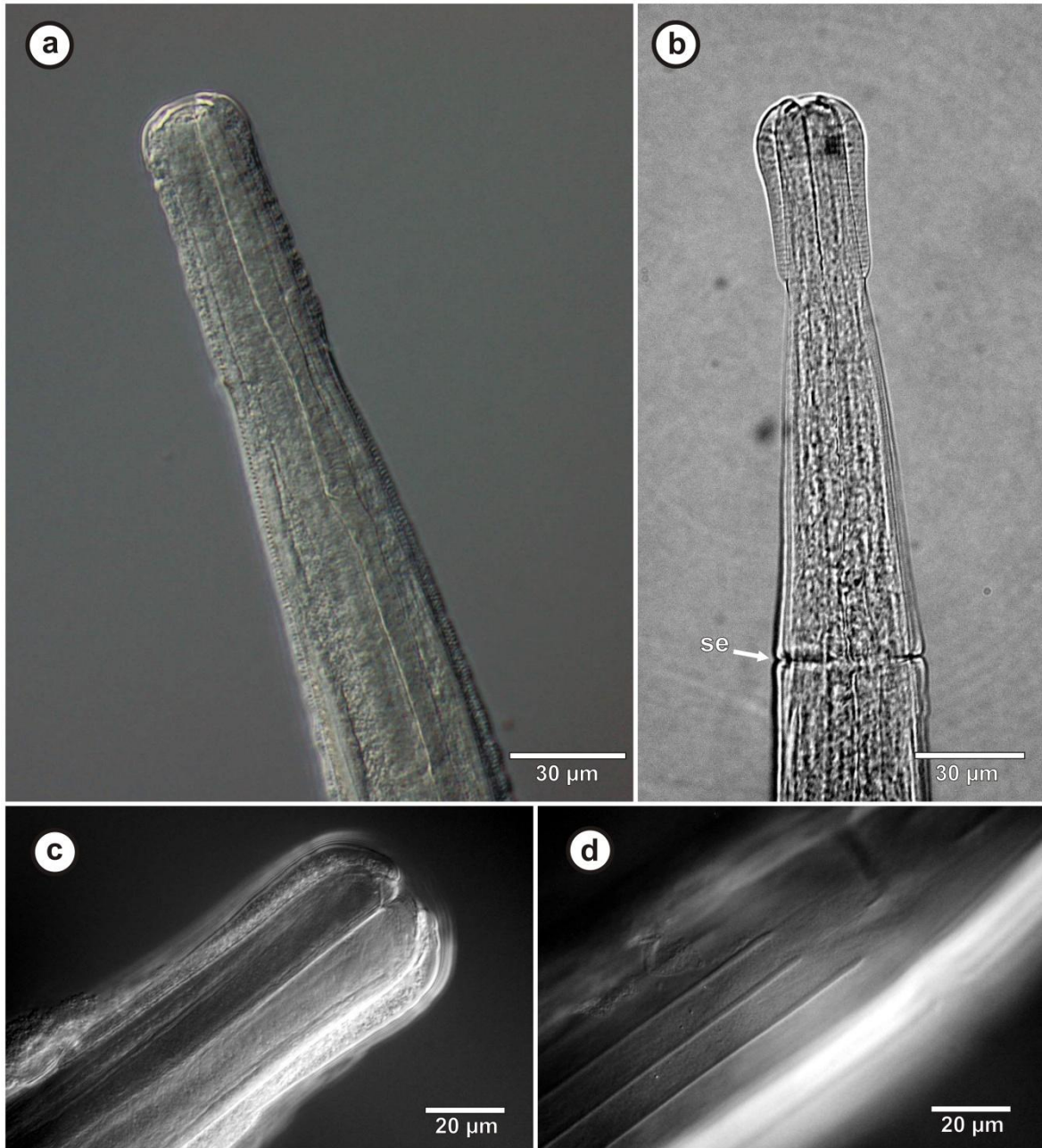
**Prevalência:** 61%

**Intensidade:** 5-60.

**Intensidade média:** 19,8.

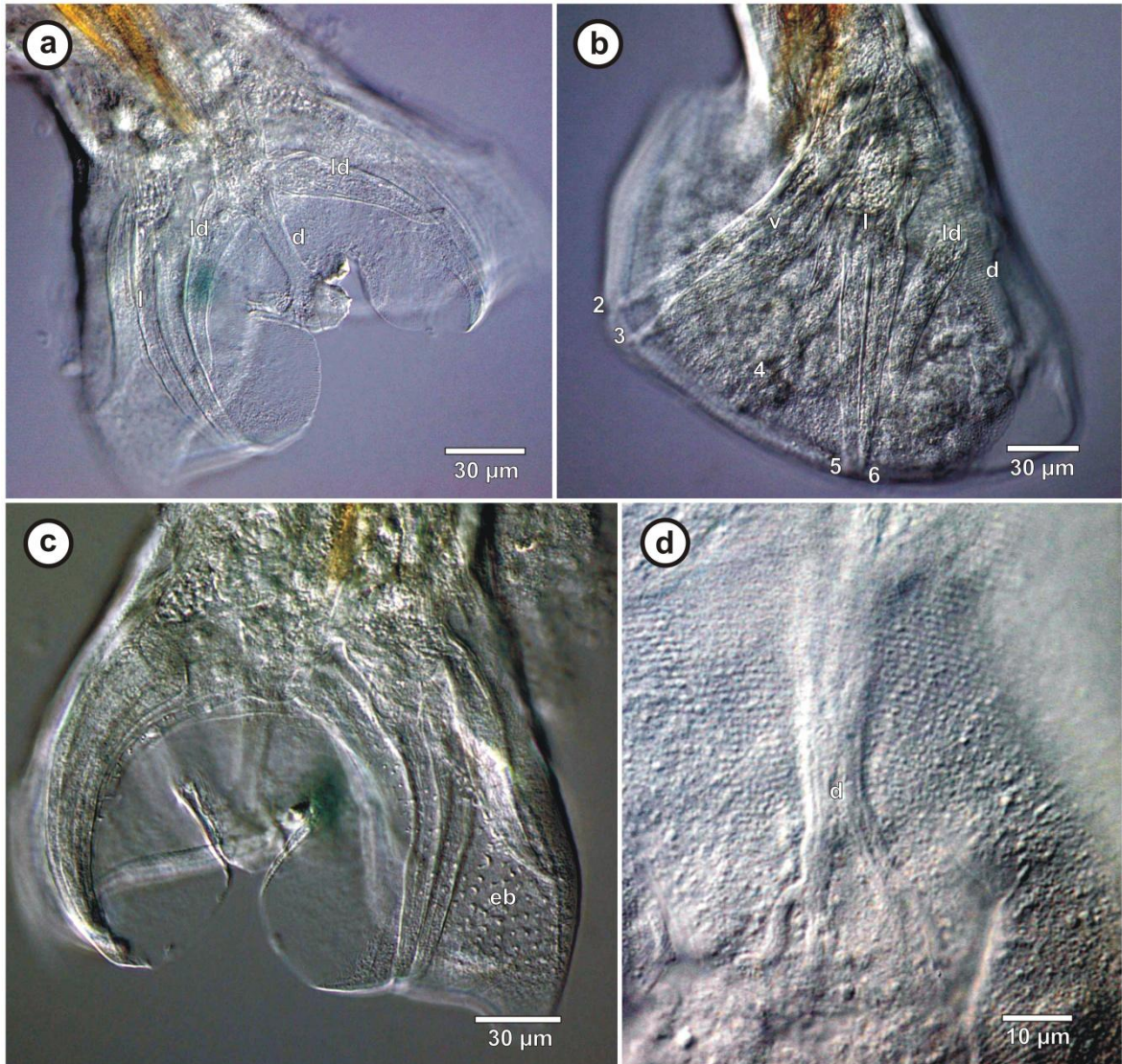
**Abundância média:** 12,1.

**Espécime(s) representativo(s):** CHIOC 36760.



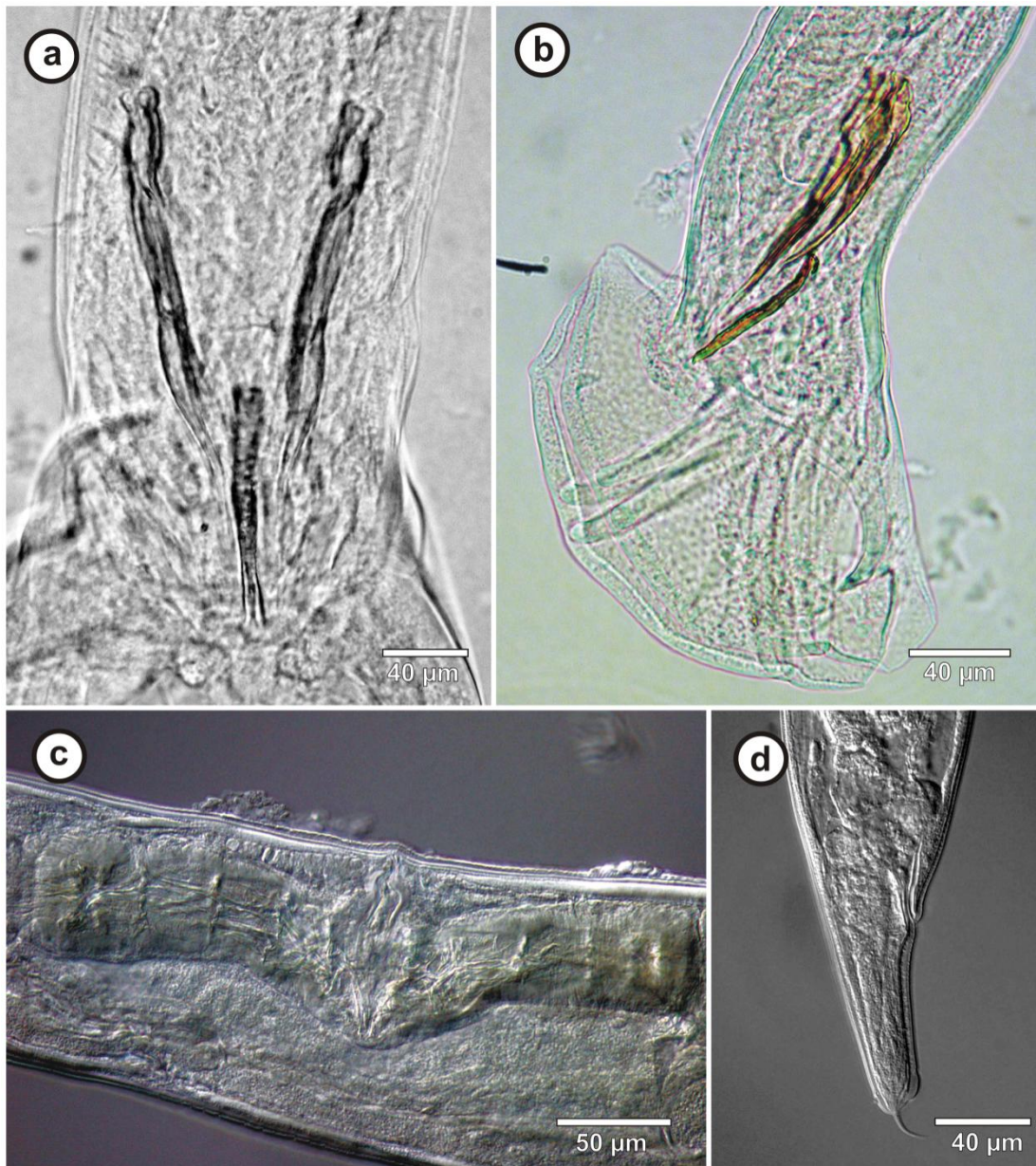
**Figura 10.** (a) Região anterior de um espécime de *Molineus elegans* (DIC); (b) região anterior evidenciando o sulco excretório cervical (microscopia de luz); (c) detalhe da vesícula cefálica (DIC); (d) detalhe das sínlofes transversais bem desenvolvidas (DIC).



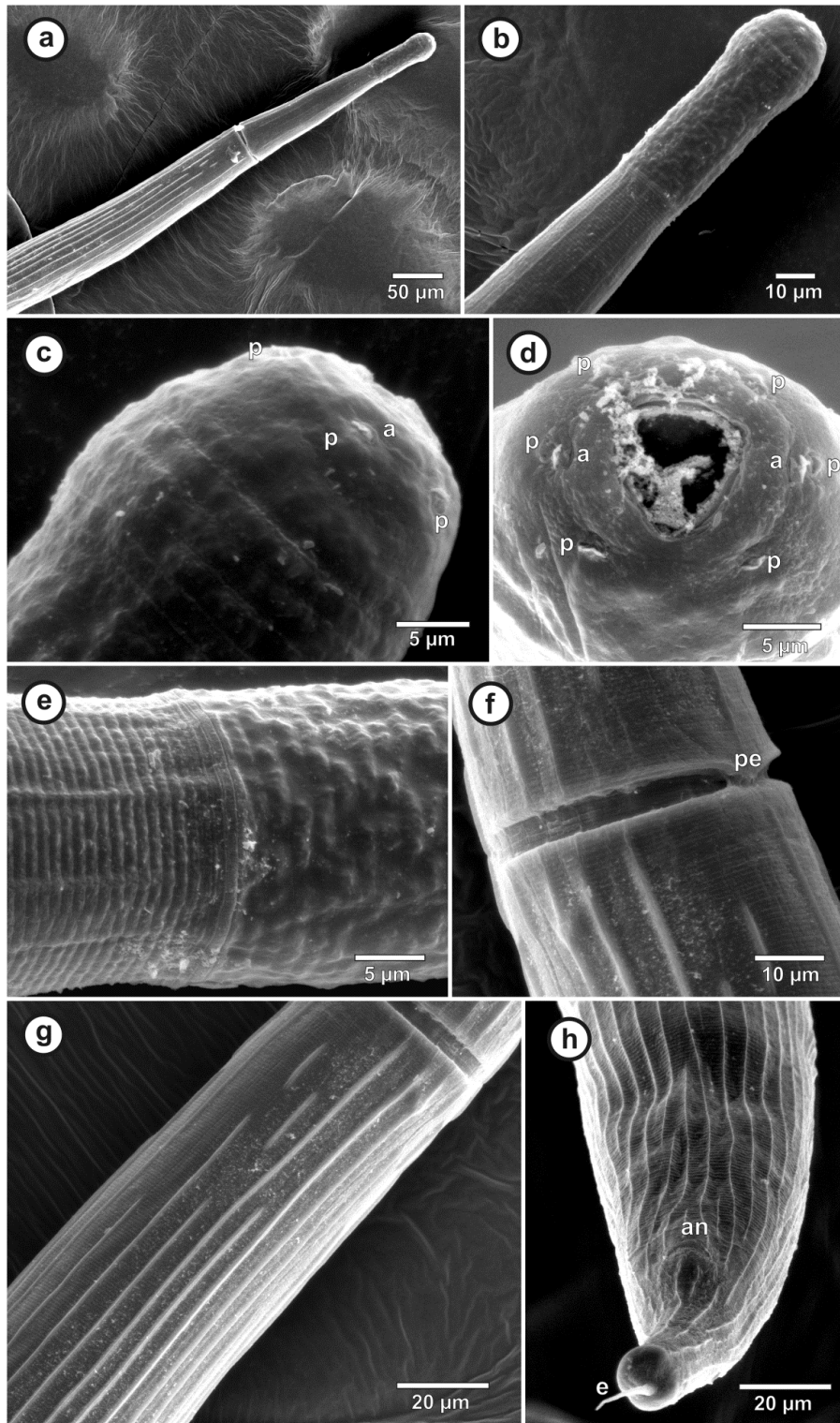


**Figura 11.** (a) Bolsa copuladora de um espécime macho de *Molineus elegans*, evidenciando os raios látero dorsais e dorsais (DIC); (b) bolsa copuladora evidenciando os raios ventrais, laterais, látero dorsais, dorsais e a distribuição numérica de acordo com Durette-Desset *et al.* (1983) (DIC); (c) ênfase para os espinhos da bolsa copuladora, face ventral (DIC); (d) detalhe do raio dorsal, dividindo-se na porção terminal em dois ramos e cada um dividindo-se em três digitações, com a externa muito maior que as demais e de formato curvado (DIC).



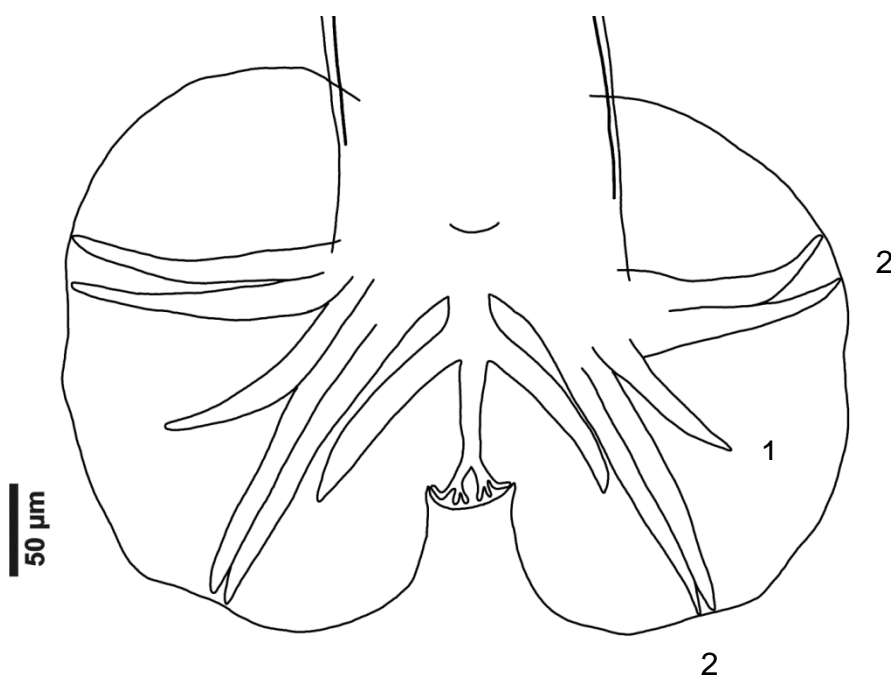


**Figura 12.** (a) Região posterior de um espécime macho de *Molineus elegans*, evidenciando os espículos e gubernáculo (microscopia de luz); (b) vista lateral da bolsa copulatória do macho mostrando espículos e gubernáculo (microscopia de luz); (c) região da vulva e ovjector de um espécime fêmea (DIC); (d) região posterior de uma fêmea, evidenciando o ânus e a cauda cônica com espinho terminal (DIC).



**Figura 13.** (a) Espécime fêmea de *Molineus elegans* com as sínlofes bem evidentes (MEV); (b) região anterior de uma fêmea (MEV); (c) ênfase para os três pares de papilas cefálicas externo laterais e um par de anfídeos (MEV); (d) ênfase para o par de anfídeos internos à papila externo lateral mediana (MEV); (e) diferenças nas estriações cuticulares de espécime fêmea (MEV); (f) região do sulco cervical com poro excretor (MEV); (g) detalhe das sínlofes (MEV); (h) detalhe do espinho terminal de uma fêmea e ânus (MEV).





**Figura 14.** Desenho da bolsa copulatória de um espécime macho de *Molineus elegans* mostrando todos os raios bursais (ventrais, laterais, látero dorsais e dorsais); a divisão dos três lobos, com o lobo dorsal menos desenvolvido que os laterais e padrão de classificação 2-1-2 de Durette-Desset.

**Comentários:** As espécies do gênero *Molineus* Cameron, 1923 são parasitos de carnívoros por todo o mundo (exceto Austrália), e também de primatas neotropicais (Durette-Desset *et al.* 2000). Atualmente estima-se que existem 28 espécies desse gênero, sendo sete espécies em primatas neotropicais e 21 espécies em carnívoros de todo o mundo (Durette-Desset *et al.* 2000, 2001). No Brasil são registradas sete espécies desse gênero parasitando carnívoros (Vieira *et al.*, 2008; Muniz-Pereira *et al.*, 2009; Pinto *et al.*, 2011; Lima *et al.*, 2013). *Molineus barbaris* Cameron, 1936 em intestino delgado de *Eira barbara* Linneus, 1758 (Mustelidae), no Mato Grosso do Sul (Vicente *et al.* 1997; Vieira *et al.*, 2008); *M. brachiurus* Costa & Freitas, 1967 em intestino delgado de *Chrysocyon brachyurus* (Illiger, 1815) (Canidae), em Minas Gerais (Costa & Freitas 1967; Vicente *et al.* 1997; Vieira *et al.*, 2008); *M. elegans* Travassos, 1921 parasitando *Cerdocyon thous* (Linnaeus, 1766) (Canidae) na Paraíba (Lima *et al.*, 2013); *M. felineus* Cameron, 1923 em intestino delgado de *Puma* (*Herpailurus*)

*yagouaroundi* (É. Geoffroy, 1803) (Felidae) (Vicente *et al.* 1997; Vieira *et al.*, 2008), *C. thous* no Rio Grande do Sul (Ruas, 2005; Ruas *et al.*, 2008; Pinto *et al.*, 2011) e *Pseudalopex gymnocercus* (G. Fischer, 1814) (Canidae) no Rio Grande do Sul (Ruas, 2005; Ruas *et al.*, 2008; Pinto *et al.*, 2011); *M. major* Cameron, 1936 em intestino delgado de *E. barbara* no Mato Grosso do Sul e no Rio de Janeiro (Vicente *et al.*, 1997; Vieira *et al.*, 2008) e *Pteronura brasiliensis* (Zimmermann, 1780) (Mustelidae) no Mato Grosso do Sul (Vieira *et al.*, 2008; Muniz-Pereira *et al.* 2009; Pinto *et al.*, 2011); *M. nasuae* Lent & Freitas, 1938 em intestino delgado de *Nasua nasua* (Linnaeus, 1766) (Procyonidae) no Pará (Lent & Freitas, 1938; Vicente *et al.* 1997; Vieira *et al.*, 2008) e *M. paraensis* Travassos, 1937 em intestino delgado de *Potos flavus* (Schreber, 1774) (Procyonidae) no Pará (Lent & Freitas, 1938; Vicente *et al.*, 1997; Vieira *et al.*, 2008).

No Brasil além do hospedeiro tipo *S. sciureus* registrado por Travassos (1921), a espécie *Molineus elegans* foi também registrada em espécimes de *C. thous* por Lima *et al.* (2013) no estado da Paraíba. Portanto, este é o primeiro relato desta espécie de nematóide em uma espécie de carnívoro da família Mustelidae no Brasil.

**Ordem Spirurida Chitwood, 1933**  
**Superfamília Physalopteroidea Sobolev, 1949**  
**Família Physalopteridae (Railliet, 1893)**  
**Gênero Physaloptera Rudolphi, 1819**  
*Physaloptera sp.*

**Descrição:**

**Machos (4 espécimes):** Comprimento total entre 9,0-9,5 mm. Corpo robusto; colarete e dilatação cefálica ausentes. Dobra cuticular se projetando além da extremidade anterior, conferindo a forma de prepúcio à região anterior (Figuras 15a; 15b). Possuem lábios laterais triangulares providos de um par de dentes, externamente com papilas. Cavidade bucal curta. Esôfago com uma parte anterior muscular e uma posterior glandular, com comprimento total entre 1,5-2,0 mm. Asas caudais desenvolvidas, se unindo na região apical posterior, com 0,91-1,02 mm de comprimento e 520-550 µm de largura (Figura 15c). Número e posição de papilas caudais incertos, sendo possível observar quatro pares de papilas pedunculadas (Figura 15d). Espículos desiguais; espículo direito com 210-260 µm de comprimento e o esquerdo com 190-220 µm de comprimento. Gubernáculo não evidente (Figuras 15c; 15d).

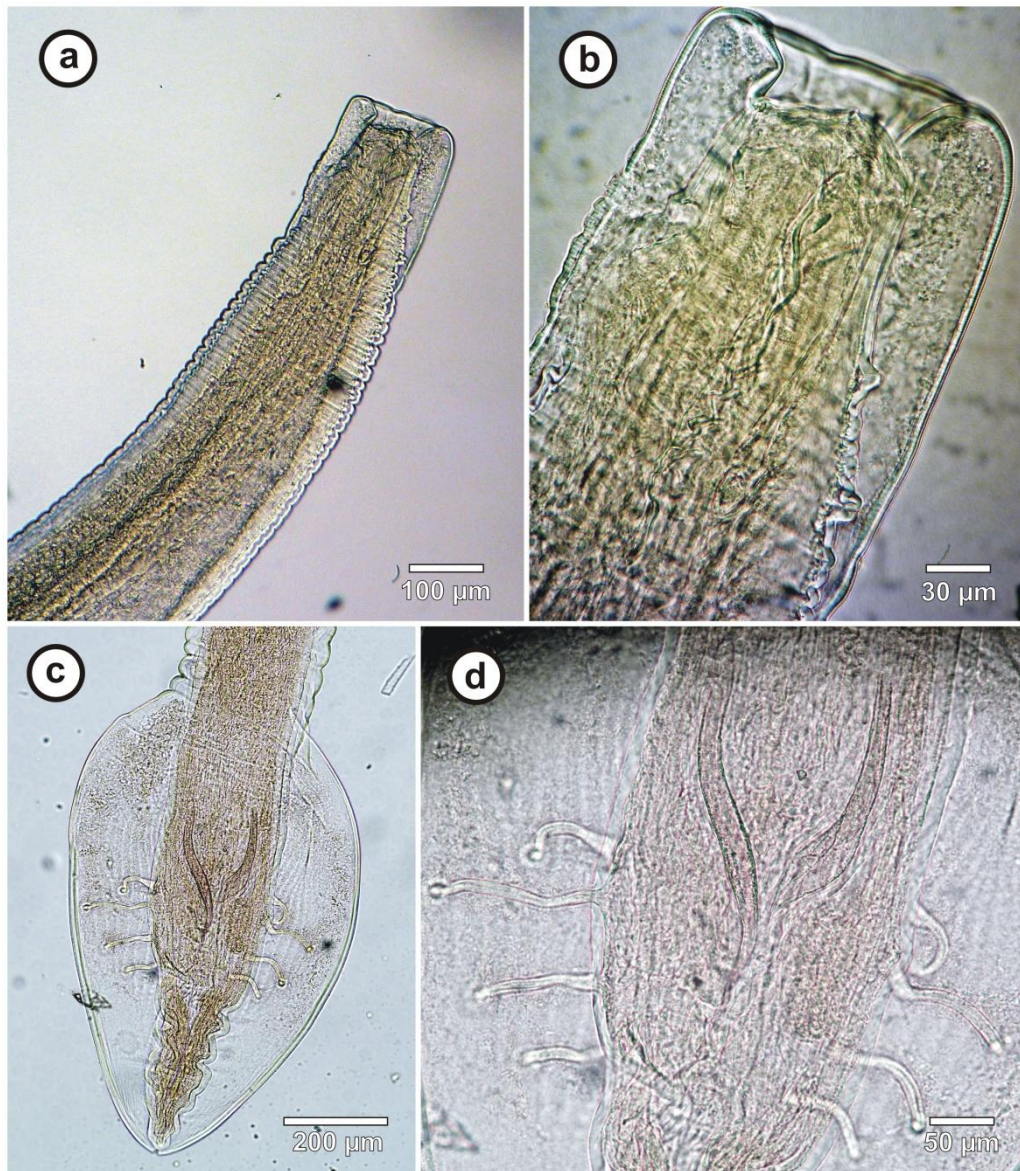
**Resenha Taxonômica**

**Sítio de infecção:** Intestino delgado.

**Prevalência:** 5,5%

**Intensidade:** 10.

**Espécime(s) representativo(s):** CHIOC 36761.



**Figura 15.** (a) Extremidade anterior de um espécime de *Physaloptera* sp. (microscopia de luz); (b) detalhe da região anterior (microscopia de luz); (c) asas caudais de um espécime macho (microscopia de luz); (d) detalhe dos espículos desiguais e quatro pares de papilas pedunculadas (microscopia de luz).

**Comentários:** Atualmente são conhecidas aproximadamente 100 espécies nominais do gênero *Physaloptera* Rudolphi, 1808, parasitos de estômago e intestino delgado de anfíbios, répteis, aves e mamíferos, das quais 67 foram descritas como parasitos de mamíferos Pereira *et al.* (2012). No Brasil são registradas ao todo seis espécies desse gênero em mamíferos carnívoros silvestres (Vieira *et al.*, 2008; Pinto *et al.*, 2011; Lima *et al.*, 2013). *Physaloptera anomala* Molin, 1860 em *Panthera onca* (Linnaeus, 1758) (Felidae) (Vicente *et al.*,

1997; Vieira *et al.*, 2008); *P. digitata* Schneider, 1866 em *Leopardus wiedii* (Schinz, 1821) (Felidae) no Pará (Noronha *et al.*, 2002; Vieira *et al.*, 2008, Pinto *et al.*, 2011), em *Puma concolor* Linnaeus, 1771 (Felidae) no Rio de Janeiro e São Paulo (Vicente *et al.*, 1997; Vieira *et al.*, 2008) e em *Cerdocyon thous* Linnaeus, 1766 (Canidae) na Paraíba (Lima *et al.*, 2013); *P. maxillaris* Molin, 1860 em *Conepatus chinga* Molina, 1782 (Mustelidae) em Pernambuco e no Rio Grande do Sul (Vicente *et al.*, 1997; Vieira *et al.*, 2008); *P. praeputialis* Linstow, 1889 em *Chrysocyon brachiurus* Smith, 1839 (Canidae) em Minas Gerais (Costa & Freitas, 1967; Vicente *et al.* 1997; Vieira *et al.*, 2008) e *C. thous* no Paraná (Vieira *et al.*, 2008; Pinto *et al.*, 2011) e na Paraíba (Lima *et al.*, 2013); *P. semilanceolata* Molin, 1860 em *Nasua nasua* Linnaeus, 1766 (Procyonidae) no Mato Grosso do Sul e Pará (Vicente *et al.*, 1997; Vieira *et al.*, 2008); *P. terdentata* Molin, 1860 em *P. concolor* no Rio de Janeiro (Vicente *et al.*, 1997; Vieira *et al.*, 2008) e em *C. thous* na Paraíba (Lima *et al.*, 2013).

Em mamíferos Mustelidae no Brasil, uma espécie não identificada de *Physaloptera* foi relatado apenas em *Eira barbara* Linnaeus, 1758 oriundo do Estado de Amazonas (Vieira *et al.*, 2008), não sendo conhecido em nenhuma outra espécie de Mustelidae no país. A ocorrência de *Physaloptera* sp. no presente estudo é o primeiro relato desse gênero de nematóide em *G. cuja* no Brasil.

**Subclasse Adenophorea Chitwood, 1958**  
**Ordem Enoplida Filipjev, 1929**  
**Superfamília Dioctophymatoidea Railliet, 1916**  
**Família Dioctophymatidae (Railliet, 1915)**  
**Gênero Dioctophyma Collet-Meygret, 1802**  
***Dioctophyma renale* (Goeze, 1782)**

**Descrição:**

**Machos (5 espécimes medidos):** Corpo de tamanho médio ou grande, medindo 16-25 cm de comprimento e 3-4 mm de largura. Cutícula estriada transversalmente. Boca simples, sem lábios. Machos com bolsa muscular desenvolvida, em forma de sino, sem raios (Figura 16).

**Resenha Taxonômica**

**Sítio de Infecção:** Rim.

**Prevalência:** 22,2%

**Intensidade:** 1-3.

**Intensidade média:** 1,5.

**Abundância média:** 0,3.

**Espécime(s) representativo(s):** CHIOC 36763.





**Figura 16.** Indivíduo macho da espécie *Dioctophyma renale*, coletado em rim de *G. cuja*.

**Comentários:** A espécie *Dioctophyma renale* (Goeze, 1782) foi descrita a partir de espécimes encontrados nos rins de cães. A família Dioctophymidae possui apenas um gênero, *Dioctophyma* Collet-Meygret, 1802 com apenas uma espécie, *D. renale*.

Os relatos de *D. renale* em hospedeiros no Brasil têm início no estudo de Diesing em 1851, com os registros desse nematóide no rim direito de *Chrysocyon brachyurus* Smith, 1839 (Canidae) e *Lontra longicaudis* (Olfers, 1818) (Mustelidae). Desde o relato original de Diesing (1851), *D. renale* já foi amplamente relatada no Brasil, principalmente em cães domésticos e em *C. brachyurus* também com registros em *Galictis vittata* (Schreber, 1776) (Mustelidae), *Lontra longicaudis* (Olfers, 1818) (Mustelidae), *Nasua nasua* Linnaeus, 1766 (Procyonidae), *Speothos venaticus* Lund, 1842 (Canidae) (Costa & Freitas, 1967; Costa & Lima, 1988; Vicente *et al.*, 1997; Kano *et al.*, 2003;

Pereira *et al.*, 2006; Vieira *et al.*, 2008; Muniz-Pereira *et al.*, 2009), *Galictis cuja* (Molina, 1782) (Mustelidae) (Barros *et al.*, 1990; Vieira *et al.*, Pinto *et al.*, 2011; Zabott *et al.*, 2012) e *Cerdocyon thous* Linnaeus, 1766 (Canidae) no Rio de Janeiro (Ribeiro *et al.*, 2009). Esse parasito foi registrado em *G. cuja* no Rio de Janeiro por Barros *et al.* (1990).



**Ordem Rhabdtida Chitwood, 1933**  
**Superfamília Rhabditoidea Travassos, 1920**  
**Família Strongyloididae (Chitwood & McIntosh, 1934)**  
**Gênero Strongyloides Grassi, 1879**  
***Strongyloides* sp.**

**Descrição:**

**Fêmeas (2 espécimes):** Fêmeas parasitas partenogenéticas. Corpo medindo 2,65-2,68 mm de comprimento e 40 µm de largura. Cápsula bucal curta. Esôfago longo e estreito, sem bulbo, medindo 500-503 µm. Cauda curta medindo 55-56,7 µm de comprimento (Figuras 17c; 17d). Vulva no terço posterior do corpo (Figura 17b) com a distância até a ponta da cauda medindo 423,5-426 µm. Anfidélficas e ovíparas. Ovos embrionados ou contendo larvas.

**Resenha Taxonômica**

**Sítio de infecção:** Estômago e Intestino.

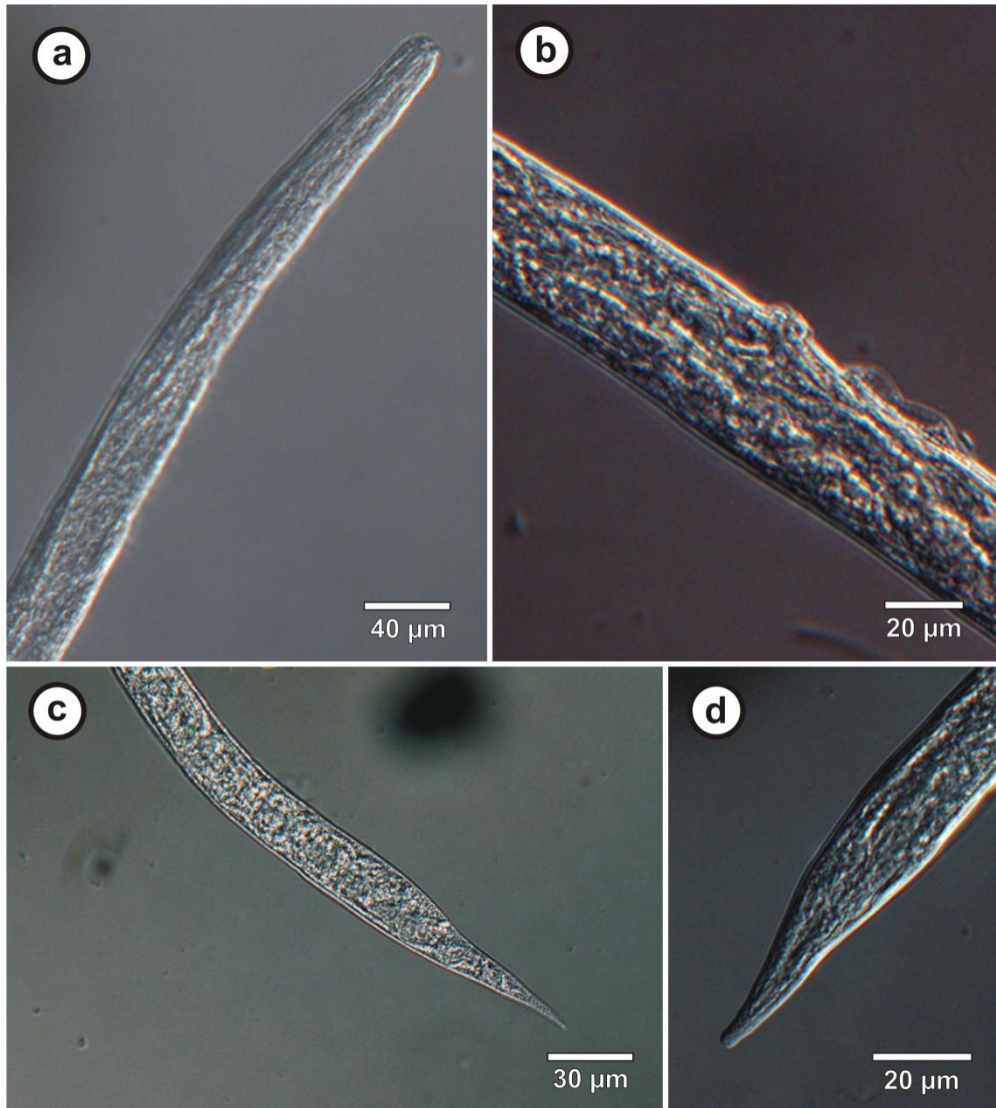
**Prevalência:** 16,7%.

**Intensidade:** 8-81.

**Intensidade média:** 44.

**Abundância média:** 7,3.

**Espécime(s) representativo(s):** CHIOC 36762.



**Figura 17.** (a) Região anterior de uma fêmea de *Strongyloides* sp. (DIC); (b) região da vulva (DIC); (c) região posterior com cauda (DIC); (d) detalhe da cauda da fêmea (DIC).

**Comentários:** O gênero *Strongyloides* foi descrito por Grassi (1879) com *S. stercoralis* (Bavay, 1876) Stiles & Hassal, 1902 como espécie tipo, coletada em humanos. Grassi (1878) relatou espécimes de *S. stercoralis* parasitando outros mamíferos e aves, além do homem. A espécie *S. stercoralis* (Bavay, 1876) é relatada em: intestino de humanos (Vicente *et al.*, 1997), em intestino delgado de *Canis familiaris* Linnaeus, 1758 (Canidae) (Vicente *et al.*, 1997), em intestino delgado de *Felis catus domesticus* (Linnaeus, 1758) (Felidae) (Vicente *et al.*, 1997) e em *Cerdocyon thous* Linnaeus, 1766 (Canidae) no Brasil (Lima *et al.*, 2013).

Esse gênero de nematóides possui ampla distribuição geográfica (Little, 1966, Levine, 1980). No Brasil, *S. stercoralis* é relatada em carnívoros silvestres (Vicente *et al.*, 1997; Vieira *et al.*, 2008).

Espécies do gênero *Strongyloides* no Brasil foram relatadas em: *Pseudolopex vetulus* (Lund, 1842) (Canidae), *Panthera onca* (Linnaeus, 1758) (Felidae), *Puma concolor* Linnaeus, 1771 (Felidae), *Nasua nasua* Linnaeus, 1766 (Procyonidae) e *Procyon lotor* Linnaeus, 1758 (Procyonidae) em Pernambuco (Freitas *et al.*, 2001), em *Lontra longicaudis* (Olfers, 1818) (Mustelidae) em São Paulo (Alarcon, 2006), em intestino delgado de *Cerdocyon thous* no Rio de Janeiro (Vieira *et al.*, 2008) e no Rio Grande do Sul (Ruas *et al.*, 2008; Pinto *et al.*, 2011), em intestino delgado de *Galictis vittata* (Schreber, 1776) (Mustelidae) no Rio de Janeiro (Vieira *et al.*, 2008), em *Chrysocyon brachyurus* Illiger, 1815 (Canidae) em Goiás (Braga *et al.*, 2010, Pinto *et al.*, 2011), em *Leopardus tigrinus* Schreber, 1775 (Felidae) em São Paulo (Santos *et al.*, 2009; Pinto *et al.*, 2011), em *Pseudalopex gymnocercus* (Fischer, 1814) (Canidae) no Rio Grande do Sul (Ruas *et al.*, 2008; Pinto *et al.*, 2011) e em *Galictis cuja* (Molina, 1782) (Mustelidae) (Pinto *et al.*, 2011).

**Filo Acanthocephala Kohlreuther, 1771**  
**Classe Archiacanthocephala (A. Meyer, 1931)**  
**Ordem Oligacanthorhynchida Petrochenko, 1956**  
**Família Oligacanthorhynchidae Southwell & Macfie, 1925**  
**Gênero *Pachysentis* Meyer, 1931**  
***Pachysentis gethi* (Machado, 1950)**

**Descrição:**

**Fêmeas (3 espécimes):** Possuem corpo robusto com dobras transversais; Comprimento total 11-14 mm, largura 1,1-1,3 mm. Probóscide com 42 ganchos distribuídos em seis fileiras circulares com sete ganchos cada (Figuras 18a; 18b; 18c; 18d); ganchos da primeira fileira maiores que o da segunda e assim sucessivamente. Os ganchos das quatro primeiras fileiras circulares apresentam raiz dupla; das demais fileiras possuem raiz simples (Figura 18d). As medidas de comprimento dos ganchos são: os da primeira fileira medem 190-220 µm; da segunda fileira medem 180-210 µm; da terceira fileira medem 130-150 µm; da quarta fileira medem 90-100 µm; da quinta fileira medem 80-85 µm; da sexta fileira medem 60-70 µm. Probóscide entre 600-750 µm de comprimento; pescoço curto. Receptáculo da probóscide de 1-1,2 mm de comprimento. Sino uterino de 3-4 mm de comprimento. Ovos ovóides, alongados, com 80-90 µm de comprimento e 50-60 µm de largura (Figura 18e). Poro genital apical posterior.

**Resenha Taxonômica**

**Sítio de Infecção:** Intestino.

**Prevalência:** 27,7%

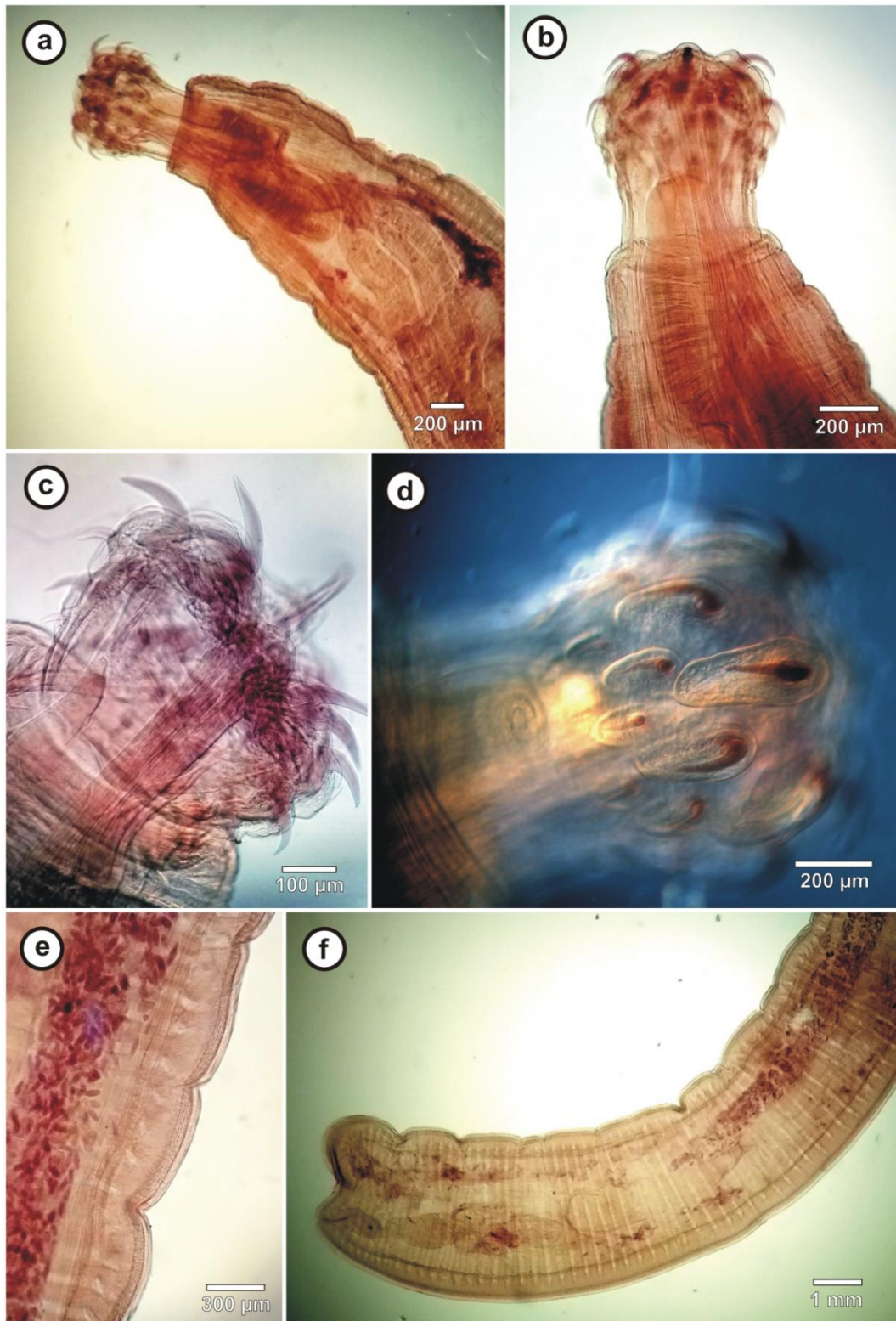
**Intensidade:** 1-9.

**Intensidade média:** 2,6.

**Abundância média:** 0,7.

**Espécime(s) representativo(s):** CHIOC 38100.

**Espécimes consultados:** *Eira barbara* (hospedeiro tipo) - CHIOC No 17836a (holótipo macho), CHIOC 17836b (alótipo fêmea), CHIOC 17837a-d (parátipos); *Galictis cuja* - CHIOC 17838a-b (parátipos).



**Figura 18.** (a) Região anterior de espécime fêmea de *Pachysentis gethi* (microscopia de luz); (b) região anterior com probóscide extrovertida (microscopia de luz); (c) detalhe da probóscide com ganchos (microscopia de luz); (d) detalhe dos ganchos (DIC); (e) fêmea com ovos (microscopia de luz); (f) região posterior, cauda da fêmea (microscopia de luz).

**Comentários:** Essa espécie foi descrita como *Prosthenorchis gethi* Machado Filho, 1950 como parasito de intestino de *Eira barbara* Linnaeus, 1758 (Mustelidae) no estado do Pará e Rio de Janeiro. Schmidt (1972) transferiu algumas espécies do gênero *Prosthenorchis* Travassos, 1915 para o gênero *Pachysentis* Meyer, 1931, incluindo *Pachysentis gethi*. No Brasil, foram registradas seis espécies de *Pachysentis*, das quais duas espécies foram registradas em mamíferos carnívoros silvestres: *Pachysentis procyonis* (Machado Filho, 1950), parasito de intestino e de *Procyon cancrivorus* (Cuvier, 1798) (Procyonidae) no estado do Rio de Janeiro (Machado Filho, 1950; Vieira *et al.*, 2008); *P. gethi* parasito de intestino de *Eira barbara* nos estados do Pará e Rio de Janeiro, em *Galictis vittata* (Schreber, 1776) (Mustelidae) no Rio de Janeiro e em *G. cuja* (Molina, 1782) (Mustelidae) também no Rio de Janeiro (Vieira *et al.*, 2008). Todos os relatos de espécies de *Pachysentis* em carnívoros no Brasil até o presente estudo foram feitos no trabalho de Machado Filho (1950) e Vieira *et al.* (2008), a partir de material depositado na CHIOC.

Portanto, após um período de 65 anos essa espécie novamente é relatada em um hospedeiro carnívoro.

**Classe Cercomeridea Brooks, O'Grady & Glen, 1985**

**Subclasse Trematoda Rudolphi, 1808**

**Infraclasse Digenea Van Beneden, 1858**

**Família Dicrocoeliidae Looss, 1899**

**Gênero *Platynosomum* Looss, 1907**

***Platynosomum illiciens* (Braun, 1901)**

**Descrição:**

**(2 espécimes):** Corpo alongado com 4,28-5,1 mm de comprimento e 0,8-1,03 mm de largura. Tegumento com pequenos espinhos na porção anterior do corpo. Pré faringe curta com 80 µm; faringe mais longa do que larga com 100-130 µm de comprimento e 80-110 µm de largura. Ventosa oral terminal com 375 µm de comprimento e 380 µm de largura. Esôfago curto com 150 µm de comprimento e 40 µm de largura. Acetábulo mediano com 400 µm de comprimento e 400 µm de largura. Cecos intestinais dorsais as glândulas vitelogênicas, terminando distante da extremidade posterior. Órgãos genitais confinados à porção anterior; testículos não lobados, intercecais, pré ovarianos, pré equatoriais; o direito com 390 µm de comprimento, 130 µm de largura; o esquerdo com 330 µm de comprimento, 170 µm de largura; bolsa do cirro alcançando a porção anterior do acetábulo ou passando ligeiramente; imediatamente pós bifurcal, intercecal, com 290-300 µm de comprimento, 100-130 µm de largura; vesícula seminal interna claviforme, sinuosa com 250-320 µm de comprimento, 95-110 µm de largura, células prostáticas conspicuas; átrio genital bifurcal e mediano com 45 µm de comprimento, 45 µm de largura; poro genital masculino e feminino abrindo-se lado a lado no átrio genital (Figura 20b); ovário subesférico, pós testicular, sub mediano, intercecal, pré equatorial, pós acetabular, localizado no começo da porção anterior das glândulas vitelogênicas com 280 µm de comprimento e 240 µm de largura; oviduto conspicuo, emergindo na porção posterolateral; ovário no campo intertesticular; glândulas vitelogênicas foliculares, extra cecais, ventrais aos cecos, estendendo-se da área pós testicular, localizadas no terço médio do corpo, a direita com 1,75 mm de comprimento, 1,69 mm de largura e esquerda com 1,99 mm de comprimento e 2,1 mm de largura; ductos vitelogênicos emergindo na porção posterior do ovário, glândula de Mehlis bem desenvolvida;



útero com alças pré e pós ovarianas, pós acetabulares, cecais e intercecais, ocupando toda a área pós equatorial e estendendo-se até a porção posterior final do corpo; metratermo conspícuo, paralelo a bolsa do cirro (Figura 20b). Ovos elipsoides com 17,5-27,5  $\mu\text{m}$  de comprimento e 8,75-12,5  $\mu\text{m}$  de largura (Figuras 19; 20a).

### **Resenha Taxômomica**

**Sítio de infecção:** Estômago e Intestino.

**Prevalência:** 27,8%

**Intensidade:** 1-15.

**Intensidade média:** 5,4.

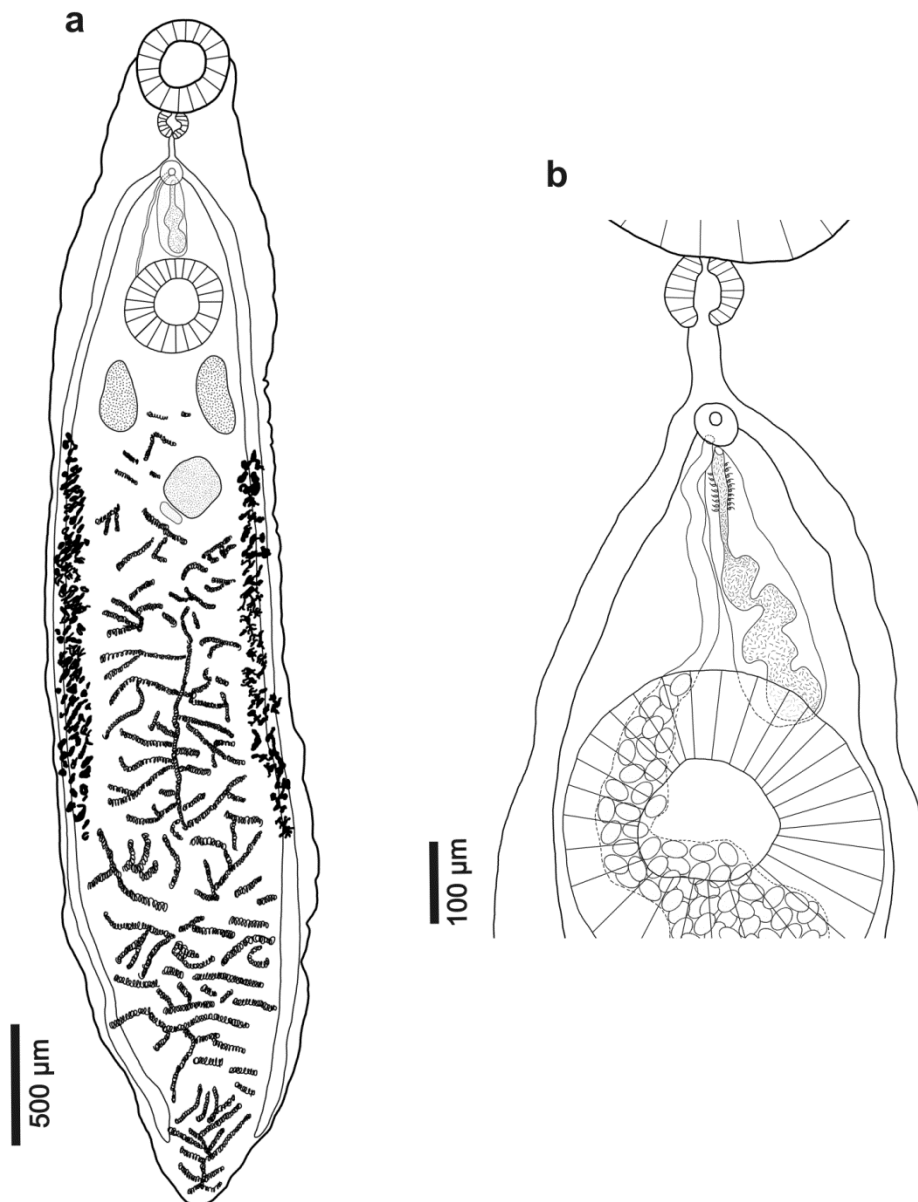
**Abundância média:** 1,5.

**Espécime(s) representativo(s):** CHIOC 38201.



**Figura 19.** Região anterior de um espécime de *Platynosomum illiciens* (microscopia de luz).





**Figura 20.** (a) Desenho de espécime de *Platynosomum illiciens*, destacando os órgãos internos; (b) detalhe da bolsa do cirro, vesícula seminal, átrio genital, poros genitais masculino e feminino e acetábulo.

**Comentários:** Em mamíferos silvestres da Ordem Carnivora são registradas apenas três espécies pertencentes à família Dicrocoeliidae e uma ao gênero *Platynosomum*: *Athesmia heterolecithodes* (Braun, 1899) em ducto biliar e fígado de *Procyon cancrivorus* (Cuvier, 1798) (Procyonidae) em Minas Gerais (Freitas, 1962; Vieira *et al.*, 2008), *Platynosomum illiciens* (Braun, 1911), em ducto biliar e fígado de *Galictis vittata*, no Rio de Janeiro (Travassos, 1944; Travassos *et*

*al.*, 1969; Vieira *et al.*, 2008), em fígado de *Puma yagouaroundi* (Geoffroy, 1803) (Felidae) em Pernambuco (Barbosa & Pontual, 1949; Rodrigues, 1963; Vieira *et al.*, 2008) e em *Felis silvestris* Schreber, 1775 (Felidae) no Brasil (Travassos, 1944, Mundim *et al.*, 2004) e *Pseudathesmia paradoxa* Travassos, 1942 em ducto biliar e fígado de *Cerdocyon thous* no Mato Grosso do Sul (Travassos, 1942; Travassos, 1944; Travassos *et al.* 1969; Vieira *et al.*, 2008), Portanto, o relato do presente estudo é o primeiro registro de um digenético desta espécie no hospedeiro *G. cuja* no Brasil.

### 5.1. Checklist de helmintos parasitos de *G. cuja* no Brasil

**Tabela 3.** Lista dos helmintos parasitos de *Galictis cuja* no Brasil.

Parasito	Orgão parasitado	Referência
<b>Phylum Acanthocephala</b>		
Order Oligacanthorhynchida		
Família Oligacanthorhynchidae		
<i>Pachysentis gethi</i> (Machado Filho, 1950)	Intestino delgado	Machado Filho (1950) Vieira <i>et al.</i> (2008) <b>Presente estudo</b>
<b>Phylum Platyhelminthes</b>		
Ordem Digenea		
<i>Platynosomum illiciens</i> (Braun, 1901)	Intestino delgado	<b>Presente estudo (NHR)</b>
<b>Phylum Nematoda</b>		
Ordem Enoplida		
Família Dioctophymatidae		
<i>Dioctophyma renale</i> (Goeze, 1782)	Rim	Barros <i>et al.</i> (1990) Vieira <i>et al.</i> (2008) Zabott <i>et al.</i> (2012) <b>Presente estudo</b>
Ordem Rhabditida		
Família Strongyloididae		
<i>Strongyloides</i> sp.	Estômago e Intestino	Pinto <i>et al.</i> (2011) <b>Presente estudo</b>

Ordem Spirurida		
Família Onchocercidae		
<i>Dirofilaria</i> sp.	Coração	Vieira <i>et al.</i> (2008)
Família Physalopteridae		
<i>Physaloptera</i> sp.	Intestino delgado	<b>Presente estudo (NHR)</b>
Ordem Strongylida		
Família Molineidae		
<i>Molineus elegans</i> (Travassos, 1921)	Intestino delgado	<b>Presente estudo (NHR)</b>
Família Crenosomatidae		
<i>Crenosoma brasiliense</i> Vieira, Muniz-Pereira, Souza Lima, Moraes Neto, Gonçalves & Luque, 2012	Pulmões (Brônquios)	Vieira <i>et al.</i> (2012)

Três espécies de parasitos observados nos espécimes necropsiados são considerados novos registros em *Galictis cuja* no Brasil: os nematóides *Physaloptera* sp. e *Molineus elegans* (Travassos, 1921); e os digenéticos da espécie *Platynosomum illiciens* (Braun, 1901).

No Brasil, aproximadamente 76% das espécies de hospedeiros carnívoros silvestres possuem registros de parasitismo por helmintos. Embora seja um número representativo, podemos afirmar que esses resultados ainda são escassos, se considerarmos a grande extensão territorial de nosso país e a diversidade de biomas e habitats que uma mesma espécie pode ocupar.

O estudo de Vieira *et al.* (2008) lista em *G. cuja* no Brasil o acantocéfalo *Pachysentis gethi* (Machado Filho, 1950); os nematóides *Diocetophyma renale* (Goeze, 1782) e *Dirofilaria* sp., no Rio de Janeiro. Após esse estudo, Pinto *et al.* (2011) registraram pela primeira vez no Brasil o nematóide *Strongyloides* sp. em *G. cuja*. Uma nova espécie de nematoide, *Crenosoma brasiliense* Vieira, Muniz-Pereira, Souza Lima, Moraes Neto, Gonçalves & Luque, 2012 (Nematoda, Metastrongyloidea) foi descrita como parasito de brônquios e bronquíolos de *G. cuja* que foram atropelados na rodovia BR-040 no município de Juiz de Fora, MG (Vieira *et al.*, 2012). Desde então os estudos com novos registros de helmintos nessa espécie de carnívoro no Brasil são inexistentes.

Podemos considerar que o presente estudo se constitui em uma importante contribuição para o histórico da helmintofauna de *G. cuja* no Brasil, pois nele existem três espécies de helmintos que ainda não foram relatados nesses hospedeiros no país. Os dados acerca do parasitismo por helmintos nessa espécie são escassos, se considerarmos a distribuição do hospedeiro no país.

## 6. DISCUSSÃO

### 6.1. Sistemática das espécies de helmintos encontradas

- *Molineus elegans* (Travassos, 1921)

O gênero *Molineus* foi descrito por Cameron (1923) e tem *M. felineus* Cameron, 1923 como espécie tipo, coletado em intestino delgado de *Puma yagouaroundi* (Felidae) (Travassos, 1937). Possui 28 espécies, sendo sete espécies relatadas em primatas neotropicais e 21 espécies em carnívoros em todo o mundo (Durette-Desset *et al.* 2000, 2001). No Brasil são registradas sete espécies desse gênero parasitando carnívoros (Vieira *et al.*, 2008; Muniz-Pereira *et al.*, 2009; Pinto *et al.*, 2011; Lima *et al.*, 2013).

*Molineus elegans* foi descrita por Travassos (1921) em espécimes coletados em *Saimiri sciurea* (Linnaeus, 1758) (Cebidae) no estado do Pará.

Os estudos morfológicos mais recentes com espécies desse grupo são os de Durette-Desset (2000; 2001), que fez um estudo aprofundado das sínlofes de *Molineus cati* Durette-Desset, Boomker & Malan, 2000, parasito de *Felis catus* Linnaeus, 1758 (Felidae) e *Molineus torulosus* (Molin, 1861), parasito de *Cebus* sp.(Cebidae) (Anderson *et al.* 2009, Durette-Desset *et al.*, 2000; 2001). Esse estudo nunca foi feito em nenhuma espécie do gênero *Molineus* no Brasil, sendo hoje em dia necessário para o estudo da morfologia dessas espécies, juntamente com técnicas complementares, como a Microscopia Eletrônica de Varredura (MEV) e o sequenciamento genético dos espécimes.

No presente estudo, também foram observadas nas análises de MEV características morfológicas até então desconhecidas nessa espécie, cujo único estudo morfológico foi a descrição original de Travassos (1921) e sua revisão dos nematóides Trichostrongylidae no Brasil (Travassos, 1937). A região cefálica foi descrita pela primeira vez nessa espécie, onde foi possível observar com detalhes o formato triangular da abertura bucal; a presença de três pares de papilas externo laterais e um par de anfídeos na região interna das papilas externo laterais medianas.

Os caracteres diagnósticos observados para a espécie foram: presença de uma dilatação cefálica; uma bolsa copuladora com distribuição dos raios ventrais e laterais no padrão 2-1-2; os raios látero dorsais se originando de um mesmo tronco comum ao raio dorsal; raio dorsal com extremidade distal dividida, cada

uma dessas divisões com subdivisões; mesmo formato de espículos e gubernáculo. As outras espécies de *Molineus* que são registradas em mamíferos no Brasil não apresentam esse mesmo conjunto de caracteres morfológicos descritos por Travassos (1921; 1937).

*M. felineus* Cameron, 1923 difere de *M. elegans* por não possuir papilas cefálicas; não possuir a bolsa copuladora dividida em lobos e possuir a extremidade cefálica com volumosa dilatação cuticular. *M. patens* (Dujardin, 1845) difere de *M. elegans* por possuir dilatação cefálica com anelações e não possuir os raios látero dorsal e dorsal nascendo de um tronco comum e separados do raio lateral posterior. *M. torulosus* (Molin, 1861) difere de *M. elegans* por não possuir bolsa copuladora dividida em três lobos e não possuir a ramificação do raio dorsal dividida em três terminações, com a externa de formato curvado.

- *Physaloptera* sp.

O gênero *Physaloptera* foi proposto por Rudolphi em 1819, com *Physaloptera clausa* Rudolphi, 1819 como espécie tipo, coletada em *Erinaceus europaeus* Linnaeus, 1758 (Erinaceidae) (Ortlepp, 1922).

Desde a criação do gênero proposto, um grande número de espécies foram descritas, embora algumas delas ainda não possuam descrição detalhada (Ortlepp, 1922; Skrjabin & Sobolev, 1964; Kumar & Gupta, 1977; Parihar & Nama, 1978; Pereira *et al.*, 2012).

Vários autores separaram as espécies de *Physaloptera* de acordo com o número de úteros das fêmeas (Ortlepp, 1922; Morgan, 1943; Skrjabin & Sobolev, 1964; Chabaud, 1975; Pereira *et al.*, 2012), pois essa é considerada uma característica evolutiva importante do gênero. Além do tipo de útero, outros caracteres de diagnóstico importantes em *Physaloptera* são a morfologia da extremidade anterior apical, posição do poro excretor e deirídios, padrão e número de papilas caudais do macho, forma e tamanho dos espículos e posição vulvar (Ortlepp, 1922; Morgan, 1943; Skrjabin & Sobolev, 1964; Steban *et al.*, 1995; Torres *et al.*, 2009; Pereira *et al.*, 2012). Atualmente existem 101 espécies do gênero *Physaloptera* descritas, entre válidas e inquirendae.

Uma análise morfológica mais consistente desses espécimes não foi possível, pois os nematóides em sua maioria já se apresentavam com a cutícula externa com evidente alteração morfológica, devido ao possível tempo de morte

do hospedeiro ou ao processo de acondicionamento do hospedeiro por congelamento. Foi realizada a análise morfométrica dos espécimes machos em condições mais adequadas, porém algumas estruturas cuticulares como papilas caudais, deirídeos e poro excretor não puderam ser descritas com precisão. Dois espécimes machos e fragmentos de fêmeas foram processados para análise em MEV, porém depois de montados e analisados foi evidenciado que de fato a cutícula se apresentava completamente degradada, principalmente a região caudal dos machos e papilas caudais. Sendo assim, não foi possível a determinação desses espécimes de *Physaloptera* ao nível de espécie.

Alguns caracteres diagnósticos do gênero foram observados, tais como: lábios laterais triangulares providos de um par de dentes e externamente com papilas; cavidade bucal curta; esôfago consistindo de uma parte anterior muscular e uma posterior glandular; asas caudais desenvolvidas; espículos desiguais.

- *Dioctophyma renale* (Goeze, 1782)

A família Dioctophymatidae Raillet (1915), possui quatro gêneros. Destes, *Dioctophyma* Collet-Meygret, 1802 está associado aos rins de carnívoros, *Hystrichis* Dujardin, 1845 e *Eustrongylides* Jägerskiöld, 1909 ao trato alimentar de aves carnívoras e *Soboliphyme* a mamíferos (Anderson *et al.*, 2009).

O gênero *Dioctophyma* é monotípico com somente uma espécie. *Dioctophyma renale* foi descrita a partir de espécimes coletados em rins de cães. São parasitos dos rins ou de cavidade peritoneal de mamíferos, principalmente das famílias Mustelidae e Canidae (Vicente *et al.*, 1997; Anderson *et al.*, 2009).

Os caracteres diagnósticos observados para a espécie foram: ausência de uma ventosa cefálica; boca simples, sem lábios; machos com bolsa copuladora na forma de sino; grandes dimensões corporais.

- *Strongyloides* sp.

A superfamília Rhabditoidea possui sete famílias e Chitwood & Chitwood (1950) alocaram a família Strongyloidae nesta superfamília (Little, 1966). O gênero *Strongyloides* foi descrito por Grassi (1879) com *S. stercoralis* (Bavay, 1876) Stiles & Hassal, 1902 como espécie tipo, coletada em humanos. Grassi (1878) relatou espécimes de *S. stercoralis* parasitando outros mamíferos e aves, além do homem.



Os caracteres diagnósticos observados para esse gênero foram: presença de fêmeas partenogenéticas; cápsula bucal curta; esôfago longo e estreito, sem bulbo; cauda curta; vulva no terço posterior do corpo; anfidelfas e ovíparas.

Esse gênero de nematóides necessita de maiores estudos morfológicos e genéticos para ser identificado ao nível de espécie. Além disso, é necessário um estudo dos estágios de geração livre, composta de adultos e larvas, pois a geração parasitária é composta apenas de fêmeas partenogenéticas. De acordo com as condições de estudo e coleta dos hospedeiros, esse estudo mais aprofundado dos espécimes não foi realizado e desta forma não foi possível definir uma espécie para o grupo.

- *Pachysentis gethi* (Machado Filho, 1950)

O gênero *Pachysentis* foi proposto por Meyer (1931) na descrição da espécie *P. canicola* Meyer, 1931 a partir de espécimes coletados em cão doméstico na América do Sul (Petrochenko, 1971). Atualmente existem 10 espécies nominais desse gênero em mamíferos em todo o mundo (Amin, 2013).

*Pachysentis gethi* foi descrita como *Prosthenorchis gethi* por Machado Filho (1950), como parasito de intestino de *Eira barbara* Linnaeus, 1758 (Mustelidae) no estado do Pará e no Rio de Janeiro.

Schmidt (1972) transferiu algumas espécies do gênero *Prosthenorchis* Travassos, 1915 para o gênero *Pachysentis* Meyer, 1931, pois estas não possuíam um colar na base da probóscide e possuíam 42 ganchos.

Essa espécie precisa de uma redescrição, pois ela foi proposta por Machado Filho (1950) e desde então não havia sido relatada novamente. Vieira *et al.* (2008) relataram *P. gethi* em *Galictis cuja* e *G. vittata*, através de material depositado na CHIOC por Machado Filho (1950). Desde então, não havia nenhum relato deste acantocéfalo parasitando qualquer carnívoro silvestre, sendo o do presente trabalho uma redescoberta da espécie.

Os caracteres diagnósticos observados para a espécie foram: Corpo com dobras transversais; pescoço curto; probóscide com 42 ganchos distribuídos em seis fileiras circulares com sete ganchos cada; lemniscos longos; poro genital apical posterior. O principal caráter que diferencia *P. gethi* das outras espécies do gênero é a presença de sete ganchos em cada série, além da posição relativa dos órgãos e as suas dimensões (Machado Filho, 1950).

Essa espécie necessita de uma redescrição, pois com o advento das técnicas atuais de microscopia (MEV e DIC) e de estudos genéticos, novas informações e características taxonômicas poderão ser observadas. Podemos afirmar que o mesmo é necessário para as outras espécies do gênero *Pachysentis*, uma vez que a última espécie foi proposta por Golvan (1957).

- *Platynosomum illiciens* (Braun, 1901)

O gênero *Platynosomum* Looss, 1907 tem *P. semifusum* Looss, 1907 como espécie tipo coletado em *Cricetus* sp. (Cricetidae) (Travassos, 1944).

Esta espécie foi descrita por Braun (1901) em intestino de *Falco* sp. (Falconidae) e foi relatada por Travassos (1944) e Yamaguti (1958) como parasito exclusivo do fígado de aves no Brasil. Entretanto, Rodrigues (1963) considera as espécies *P. semifusum* Looss, 1907, que parasita os rins de aves na Europa, *P. proxilliciens* (Canavan, 1937), parasito dos rins de aves na Ásia, *P. fastosum* Kossack, 1910 parasito dos rins de mamíferos na Ásia, América do Norte e América do Sul e *P. brauni* (Freitas & Lent, 1937), parasito dos rins de aves no Brasil, como sinônimos de *P. illiciens*, por serem morfologicamente semelhantes. Além de Rodrigues (1963), um estudo mais atual de Pinto *et al.* (2015) considerou ainda que as diferenças morfométricas observadas entre essas espécies não justificam a proposição das mesmas, tornando assim *P. illiciens* uma espécie de ampla distribuição geográfica e com uma grande variedade de hospedeiros, entre aves e mamíferos.

As medidas de comprimento e largura do corpo dos digenéticos, tamanho relativo da ventosa oral e ventosa acetabular, bem como tamanho e posição relativa dos testículos e ovários, posição do oótipo e das glândulas de Mehlis, tamanho e posição relativa das glândulas vitelínicas, podem variar consideravelmente em uma mesma espécie (Rodrigues, 1963). Dessa forma uma análise criteriosa dessas estruturas morfológicas é necessária para que se possa estabelecer os padrões morfológicos ou os padrões de variação de uma espécie de digenético.

Aliado a essas variações morfológicas que podem ocorrer naturalmente em uma mesma espécie, a condição de coleta dos hospedeiros, a coleta dos parasitos e problemas nas técnicas de fixação, como a compressão dos espécimes no momento da fixação, o tipo e temperatura do fixador, podem ser

fatores determinantes para uma correta descrição morfológica e morfométrica de uma espécie de digenético.

O tamanho dos ovos também pode ser um fator extremamente variável em uma mesma espécie e até mesmo em um mesmo digenético. Uma vez que os ovos podem estar em diversos estágios de maturação dentro do útero ou podem ter seu tamanho influenciado pelo tamanho do corpo do parasito (Rodrigues, 1963).

Os caracteres diagnósticos observados para a espécie foram: Corpo alongado; tegumento com pequenos espinhos na porção anterior do corpo; pré faringe curta; ventosa oral terminal; esôfago curto; testículos não lobados; bolsa do cirro alcançando a porção anterior do acetábulo ou ultrapassando ligeiramente; vesícula seminal interna claviforme; Glândula de Mehlis bem desenvolvida; útero estendendo-se até a porção posterior final do corpo e ovos elipsoides.

*P. reficiens* (Braun, 1901) difere de *P. illiciens* por possuir vitelinos mais alongados, atingindo a zona do acetábulo. *P. deflectens* (Rudolphi, 1819) difere de *P. illiciens* por apresentar ovos muito menores que os de *P. illiciens*.

## 6.2. Biologia e ciclo de vida das espécies de helmintos encontradas

Os indivíduos da espécie *Galictis cuja* se alimentam de répteis, pequenas aves e pequenos mamíferos, porém registros de herbivoria já foram relatados por Ebensperger *et al.* (1991) e Yensen e Tarifa (2003), em escassez de alimento e também herbivoria acidental, sendo o vegetal ingerido juntamente com a presa. Durante esse estudo não foi observado em conteúdo gastrointestinal dos hospedeiros quaisquer anormalidades em relação à dieta.

- *Molineus elegans* Travassos (1921)

Podemos afirmar que os principais aspectos ecológicos e biológicos das espécies de nematóides do gênero *Molineus* ainda são desconhecidos. Anderson (2000) registra apenas dados biológicos de *Molineus barbatus* (Chandler, 1942) sob condições de laboratório. Foram simuladas infecções por larvas desta espécie, por via oral e subcutânea em ratos (Gupta, 1963; Balasingam, 1963).

As espécies do gênero *Molineus* possuem ciclo monoxeno e as hipóteses para ingestão das L3 de *M. elegans* por *G. cuja*, que explique a alta prevalência de 61% são:

Hipótese 1) Herbivoria oportunista quando há escassez de presas. A herbivoria em *G. cuja* é relatada por Ebensperger *et al.* (1991) e Yensen & Tarifa (2003) como rara;

Hipótese 2) Ingestão acidental de material vegetal, uma vez que as possíveis presas de *G. cuja* são roedores e lagomorfos herbívoros; ao se alimentar dessas presas no seu sítio de alimentação ocorre a ingestão acidental da vegetação e a ingestão das L3 de *M. elegans*;

Hipótese 3) Penetração cutânea, segundo experimentos de Gupta (1963) e Balasingan (1963). Não há relatos de infecção por penetração cutânea em nenhuma espécie do gênero *Molineus* na natureza.

- *Physaloptera* sp.

As espécies desse gênero tem ciclo de vida heteroxeno. Seus estágios adultos vivem no trato digestivo de anfíbios, répteis, aves e mamíferos (Mohamadain & Ammar, 2012). Seu ciclo de vida inclui hospedeiros intermediários ou paratênicos, como ortópteros e coleópteros, que abrigam as formas larvares em sua parede intestinal. Carnívoros domésticos e selvagens podem ser infectados após ingestão de um desses hospedeiros paratênicos. O desenvolvimento da forma adulta ocorre no hospedeiro definitivo e eles se alojam preferencialmente no esôfago, na mucosa gástrica e no intestino delgado (Schitoskey & Linder, 1981). Estes helmintos são hematófagos e depois de se prenderem à mucosa gástrica, podem erodi-las, levando a congestionamentos, edemas e úlceras (Naem & Asadi, 2013). As erosões gástricas resultantes da ação do parasita provocam uma reação inflamatória local, causando gastrite catarral ou hemorrágica e anemia (Naem *et al.*, 2006).

Neste estudo, a infecção por *Physaloptera* sp. apresentou baixa prevalência (5,5%) com apenas um indivíduo de *G. cuja* parasitado em 18 coletados. As hipóteses para essa baixa prevalência são:

Hipótese 1) Os hospedeiros paratênicos não fazem parte da dieta de *G. cuja* e foram ingeridos acidentalmente, causando a infecção.

Hipótese 2) A agregação parasitária pode justificar a baixa prevalência de *Physaloptera* sp., pois se essa espécie estiver agregada em poucos hospedeiros, significa que há poucos indivíduos da comunidade infectados por ela, diminuindo sua prevalência na amostra estudada (Begon *et al.*, 2007).

- *Dioctophyma renale* (Goeze, 1782)

O sítio de infecção da espécie é geralmente o rim direito, embora ocasionalmente seja encontrado em outros órgãos ou livre na cavidade abdominal de mamíferos e carnívoros domésticos e silvestres. O local onde a larva infectante penetra no trato digestório do hospedeiro é determinante para a localização do parasito adulto. Larvas infectantes que penetram na curvatura menor do estômago evoluem para a forma adulta entre os lobos hepáticos, o que explica a forma livre do parasito nas cavidades corpóreas. Já aquelas que migram pela curvatura maior do estômago e duodeno, normalmente se alojam no rim esquerdo e direito (Zabott *et al.*, 2012).

A espécie possui ciclo heteroxeno e os ovos fertilizados no útero da fêmea são eliminados para o meio externo pela urina do hospedeiro. As L1 desenvolvem-se em ovos incubados em água entre 14 e 30°C e ficam ativas durante cerca de 1 semana após o desenvolvimento; a taxa de desenvolvimento varia de acordo com a temperatura (Mace & Anderson, 1975; Anderson, 2000). Em temperatura a 20°C, as larvas desenvolvem-se totalmente em cerca de 35 dias.

A infecção do hospedeiro definitivo ocorre através da ingestão do anelídeo oligoqueta aquático *Lumbriculus variegatus* Müller, 1774 (Lumbriculidae) contendo a forma larval, que atua como hospedeiro intermediário, ou de peixes e rãs, que atuam como hospedeiros paratênicos. O rim direito e a cavidade abdominal são os locais preferenciais de parasitismo deste nematóide, no entanto existem citações com menor frequência na bexiga, uretra, bolsa escrotal, tecido subcutâneo inguinal, útero, ovário, linfonodo mesentérico, glândula mamária, cavidade torácica, pericárdio e pulmão (Kommers *et al.*, 1999; Pesenti *et al.*, 2012). A existência desses hospedeiros paratênicos no ciclo de *D. renale*, que são peixes e anfíbios, explica a transmissão desse nematóide para os hospedeiros definitivos *Galictis cuja*.

- *Strongyloides* sp.

O desenvolvimento e a transmissão das várias espécies do gênero *Strongyloides* são semelhantes. As espécies possuem ciclo monoxeno e as formas parasitárias das espécies de *Strongyloides* produzem apenas ovos genotipicamente femininos por partenogênese. Os espécimes parasitos consistem em fêmeas partenogenéticas de formato filiforme, que produzem ovos sem membranas vitelinas. Os ovos passam pelas fezes do hospedeiro, embora em algumas espécies as larvas L1 também podem ser passadas através das fezes.

No ambiente externo, elas completam o seu desenvolvimento para larvas rhabditiformes (L2), que se desenvolvem em L3 infectantes do sexo feminino, que penetram no hospedeiro ou podem sofrer 4 mudas e produzir uma única geração de vida livre (L5), que consiste em machos e fêmeas. Essa geração também pode gerar larvas infectantes. As condições ambientais podem influenciar no desenvolvimento das larvas, uma vez que as gerações de vida livre sobrevivem durante mais tempo do que as gerações parasitárias (Anderson, 2000).

- *Pachysentis gethi* (Machado Filho, 1950)

Os acantocéfalos da família Oligacanthorhynchidae tem ciclo heteroxeno, com artrópodos terrestres como baratas e grilos como hospedeiros intermediários e algumas espécies possuem um hospedeiro paratênico em seu ciclo (Schmidt, 1986).

Por exemplo, algumas espécies do gênero *Macracanthorhynchus* Travassos, 1917 e *Oncicola* Travassos, 1916 ambas dessa família, já possuem seus hospedeiros intermediários e paratênicos conhecidos, incluindo espécies de anfíbios anuros, peixes e serpentes como hospedeiros paratênicos (Schmidt, 1986). Até o presente estudo as informações acerca de aspectos da biologia de acantocéfalos do gênero *Pachysentis* são desconhecidos, porém o possível ciclo das espécies desse gênero envolve a participação de algum vertebrado como hospedeiro paratênico, possivelmente um pequeno réptil como uma serpente ou um anuro, uma vez que existem relatos desses animais na dieta dessa espécie de Mustelídeos (Yensen & Tarifa, 2003).

- *Platynosomum illiciens* (Braun, 1901)

O primeiro registro de descrição do ciclo de vida de *Platynosomum illiciens* foi feito por Van Volkenberg (1937) e posteriormente por Maldonado (1945). Esta espécie apresenta ciclo heteroxeno e requer 3 hospedeiros intermediários, um molusco: *Subulina octona* (Brugüière, 1789); um isópode terrestre (da subordem Osnicidea) e uma lagartixa: *Hemidactylus mabouia* (Moreau De Jonnès, 1818) (van Volkenberg, 1937; Maldonado, 1945; Eckerlinand & Leigh, 1962; Castro & Albuquerque, 2008; Basu & Charles, 2014; Pinto *et al.*, 2014). Outros hospedeiros intermediários identificados eram répteis do gênero *Anolis*, anfíbios e, possivelmente artrópodes da ordem Blattodea (Taylor & Perri, 1977; Lee, 1996; Eckerlin & Leigh, 1962; Retnasabapathy e Prathap, 1971; Basu & Charles, 2014).

A infecção dos moluscos ocorre por ingestão dos ovos presentes nas fezes dos hospedeiros definitivos, que eclodem em seu trato digestório liberando o miracídio, que dá origem ao esporocisto, o qual produz esporocistos filhos que originarão um grande número de cercárias. Estas cercárias formam metacercárias dentro do molusco que infectam os répteis, hospedeiros paratênicos obrigatórios, onde as metacercárias vivem livres nos ductos biliares. Os hospedeiros definitivos são infectados a partir da predação desses répteis, liberando ovos embrionados no ambiente através das fezes, que são ingeridos pelo primeiro hospedeiro intermediário, dando continuidade ao ciclo. A forma de infecção dos répteis continua desconhecida até o momento (Maldonado, 1945; Pinto *et al.*, 2014).



## 7. CONCLUSÕES

- Até o presente estudo cinco espécies de helmintos são registradas parasitando *Galictis cuja* no Brasil (*Pachysentis gethi*, *Dioctophyma renale*, *Dirofilaria* sp., *Strongyloides* sp. e *Crenosoma brasiliense*).
- Neste estudo, três espécies encontradas são novos registros para esse hospedeiro (*Molineus elegans*, *Physaloptera* sp. e *Platynosomum illiciens*) e essa informação é relevante para o estudo da helmintofauna de carnívoros brasileiros.
- A espécie com maior prevalência de parasitismo foi *Molineus elegans* (61%), com 11 indivíduos infectados dentre os 18 analisados.
- A espécie com menor prevalência de parasitismo foi *Physaloptera* sp. (5,5%), com apenas um indivíduo infectado dentre os 18 analisados.
- A espécie *Pachysentis gethi* foi redescoberta nesse estudo depois de 65 anos sem nenhum relato, sendo o último de Machado Filho (1950) parasitando *Eira barbara* (Mustelidae). Vieira *et al.*, 2008 relataram *P. gethi* em *Galictis cuja* através de material depositado na CHIOC pelo próprio Machado Filho, em 1950. A espécie necessita de uma redescritção, pois com o advento das técnicas atuais de microscopia e da genética, novas informações e características taxonômicas poderão ser observadas.

## 8. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Alarcon DF. Parasitas intestinas de *Lontra longicaudis* (Olfers, 1818) (Carnivora, Mustelidae) em riacho e lagoa do distrito de Sousas/Campinas – SP. Tese de Mestrado da Universidade Estadual de Campinas, (UNICAMP). 2006. p. 63.

Amato JFR, Boeger W, Amato SB. Protocolos para laboratório: coleta e processamento de parasitos de pescado. Rio de Janeiro: Imprensa Universitária, UFRRJ. 1991. p. 81.

Amin OM. Classification of the Acanthocephala. *Folia Parasitologica*. 2013. 60(4):273-305.

Anderson RC. Nematode parasites of vertebrates: their development and transmission. Oxford University Press, CABI Publishing. Wallingford, UK. 2000. p. 672.

Anderson RC, Chabaud AG, Willmott S. Keys to the nematode parasites of vertebrates. CABI International, Wallingford, UK. 2009. p. 463.

Balasingam E. Experimental infection of dogs and cats with *Molineus barbatus* Chandler, 1942, with a discussion on the distribution of *Molineus* spp. *Canadian Journal of Zoology*. 1963. 41(4):599-602.

Barbosa FAZ, Pontual C. A new host for *Platynosomum fastosum* Kossack, 1910 (Trematoda, Dicrocoeliidae). *Journal of Parasitology*. 1949. 35:546–547.

Barros DM, Lorini ML, Persson VG. Diactophymosis in the little grison (*Galictis cuja*). *Journal of Wildlife Diseases*, California. 1990. 26(4):538-539.

- Basu AK, Charles RA. A review of the cat liver fluke *Platynosomum fastosum* Kossack, 1910 (Trematoda: Dicrocoeliidae). *Veterinary Parasitology Journal*. 2014. 200:1–7
- Begon M, Townsend CR, Harper JL. *Ecologia: de indivíduos a ecossistemas*. Artmed. 2007. p. 757.
- Bell T. Zoological Club, 10 January 1826. *The Zoological Journal* 2. 1826. p.548–554.
- Bell T. Observations on the genus *Galictis*, and the description of a new species (*Galictis allamandi*). *Proceedings of the Zoological Society of London*. 1837. 2(3):201–206.
- Bornholdt R, Helgen K, Koepfli K-P, Oliveira L, Lucherini M, Eizirik E. Taxonomic revision of the genus *Galictis* (Carnivora: Mustelidae): species delimitation, morphological diagnosis, and refined mapping of geographical distribution. *Zoological Journal of the Linnean Society*. 2013. 167:449–472.
- Braga RT, Vynne C, Loyola RD. Intestinal parasite fauna in the *Chrysocyon brachyurus* (maned wolf) in the Emas National Park, Brazil. *Bioikos*. 2010. 24:49-55.
- Braun M. Zur Revision der Trematoden der Voegel II. *Zentralblatt für Bakteriologie, Parasitenkunde und Infektionskrankheiten (Originale [od.] Referate)*. 1901. 29:941-948.
- Bray RA, Gibson DI, Jones A. *Keys to the Trematoda*. CABI Publishing. Wallingford, UK and the Natural History Museum. London. 2008. 3:824.

Bueno C, Freitas L, Coutinho B. Padrões de fragmentação florestal e suas relações com os atropelamentos de fauna silvestre: o caso da BR-040. IV Simpósio Internacional de Meio Ambiente PAS para PAZ. Rio de Janeiro. 2009.

Bush AO, Lafferty KD, Lotz JM, Shostak AW. Parasitology meets ecology on its own terms: Margolis *et al.* revisited. *Journal of Parasitology*. 1997. 83: 575–583.

Cameron TWM. Studies on two new genera and some little known species of the nematode family, Trichostrongylidae Leiper. *Journal of Helminthology*. 1923. 1(2):71-96.

Castro LS, Albuquerque GR. Occurrence of *Platynosomum illiciens* in enclosure wild cats in the state of Bahia, Brazil. Ocorrência de *Platynosomum illiciens* em felinos selvagens mantidos em cativeiro no estado da Bahia, Brasil. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*. 2008. 17(4):239-241.

Ceratti A, Brasil A, Neto AH, Rutkoski F, Niederauer G, Gutkoski, SB, Ribeiro S. Ocorrências com mamíferos atendidos pelo programa de conservação de fauna silvestre em Porto Alegre de 2007 a 2010. Mostra de Trabalhos e Projetos Técnicos de Nível Superior da Prefeitura de Porto Alegre. II EXPOTEC. 2010.

Chabaud AG. Keys to genera of the order Spirurida Pt. 1, Camallanoidea, Dracunculoidea, Gnathostomatoidea, Physalopterpoidea, Rictularioidea and Thelazioidea. CHI keys to the nematode parasites of vertebrates. Commonwealth Agricultural Bureaux, Farnham Royal. U.K. 1975. 1–27.

Cheida CC, Nanako-Oliveira E, Fusco-Costa R, Rocha-Mendes F, Quadros, J. Ordem Carnivora. Mamíferos do Brasil. Editora Universidade Estadual de Londrina. Brasil. 2006. (8): 231-276.

Chitwood BG, Chitwood. An Introduction to Nematology, Section I. Anatomy. Monumental Printing Co., Baltimore. 1950. p. 213.

Coelho IP, Kindel A, Coelho AVP. Roadkills of Vertebrate Species on two Highways Through the Atlantic Forest Biosphere Reserve, Southern Brazil. European Journal of Wildlife Research. Springer. 2008. (54):689-699.

Combes C. Parasites, biodiversity and ecosystem stability. Biodiversity and Conservation, 1995. (5):953-962.

Costa HMA, Freitas MG. Alguns helmintos parasitos do guará (*Chrysocyon brachiurus* (Illiger)) com a descrição de *Molineus brachiurus* n. sp. (Nematoda, Trichostrongylidae). Arquivos da Escola de Veterinária, UFMG. 1967. (19):25-29.

Costa HMA, Lima WS. *Diectophyme renale* (GOEZE, 1782): ocorrências em Minas Gerais. Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia, Belo Horizonte. 1988. 40:243-245.

Costa LP, Leite YL, Mendes SL, Ditchfield AD. Mammal Conservation in Brazil. Conservation Biology. 2005. (19):672-679.

Diesing KM. Systema Helminthum. Vindobonae: Wilhelmum Braumüller. 1850. 1:679.

Diesing KM. Systema Helminthum. Vindobonae: Wilhelmum Braumüller. 1851. 2:588.

Durett-Desset M-C, Blanc LAF, Vuong PN. *Molineus torulosus* (Nematoda, Trichostrongylina, Molineoidea) a parasite of Neotropical primates: new morphological and histological data. 2001. Parasite. (8):53-60.

Durette-Desset M-C, Boomker J, Malan FS. *Molineus cati* n. sp. (Nematoda, Trichostrongylina, Molinenoidea), a parasite of feral cats, *Felis catus* Linnaeus, 1758 in South Africa. Onderstepoort Journal of Veterinary Research. 2000. 67:173-177.

Durette-Desset M-C, Tcheprakoff R. Données morphologiques sur les Trichostrongyloidea (Nematoda) I. *Acanthostrongylus* Travassos, 1937. II. *Graphidiella* Olsen, 1948. Bulletin du Muséum National D'Histoire Naturelle. Paris, 4a série. section A. 1983. (2):507-514.

Ebensperger LA, Mella JE, Simonetti JA. Trophic-niche relationships among *Galictis cuja*, *Dusicyon culpaeus*, and *Tyto alba* in Central Chile. Journal of Mammalogy. 1991. (72):820–823.

Eckerlin RP, Leigh WH. *Platynosomum fastosum* Kossack, 1910 (Trematoda: Dicrocoeliidae) in South Florida. Journal of Parasitology. 1962. 48:49.

Eisenberg JF. Mammals of the Neotropics. The northern Neotropics. University of Chicago Press. 1989. 1(78): 519-534.

Emmons LH, Feer F. Neotropical rainforest mammals: a field guide. Chicago. University of Chicago Press. 1997. p. 307.

Freitas JFT. Notas sobre o gênero *Athesmia* Looss, 1899. Arquivos do Museu Nacional. Rio de Janeiro. 1962. 52:85–104.

Freitas MFL, Oliveira JB, Cavalcanti MDB, Oliveira RA, Sobrinho AE. Perfil coproparasitológico de mamíferos silvestres em cativeiro en el estado de Pernambuco, Brasil. Parasitología al día. Santiago. 2001. 25(34).

Gay C. Historia física y política de Chile. Zoología. Imprenta de Maulde y Renou. Paris. 1847. p. 541.

Goldman EA. Mammals of Panama. Smithsonian Miscellaneous Collections. 1920. p. 69.

Golvan YJ. Acanthocephala de poissons. Exploration Hydrobiologique Lacs Kivu, Edouard *et al.*, Albert (1952-1954). Institut Royal des Sciences Naturelles de Belgique, Brussels. 1957. (3):55-64.

Gomes de Faria J. Contribuição para a sistemática helmitológica brasileira. 3. *Ancylostoma braziliense* n. sp., parasito dos gatos e cães. Memórias do Instituto Oswaldo Cruz. 1910. (2): 286-293.

Goodwin GG. Mammals of Costa Rica. Bulletin of the American Museum of Natural History. 1946. (87):271–474.

Grassi GB. L'*Anquillula intestinalis*. Nota preventiva. Gazzeta Medica Italiana Lombardia. 1878. 5:471-474.

Grassi GB. Sovia l'*Anquillula intestinale*. Rendiconti del Reale Istituto Lombardo di Scienze e Lettere. Milano. 1879. 2(12):228–233.



Gray JE. Catalogue of carnivorous, pachydermatous and edentate Mammalia in the British Museum. London: Taylor and Francis. 1869. p. 403.

Gray JE. Revision of the genera and species of Mustelidae contained in the British Museum. Proceedings of the Zoological Society of London. 1865: p.100–154.

Gupta SP. Mode of infection and biology of infective larvae of *Molineus barbatus* Chandler, 1942. Experimental parasitology. 1963. 13(3):252-255.

IBGE. Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística [Internet]. 2015 [cited 2015 Mar 07]. Disponível em: <http://www.ibge.gov.br/>.

Ihering H. Os mamíferos do Brasil meridional, Carnivora: Felidae, Canidae, Procyonidae, Mustelidae. Revista do Museu Paulista. 1911. (8):147–272.

IUCN. IUCN Red List of Threatened Species. [Internet]. Version 2015.2. Disponível em: [www.iucnredlist.org](http://www.iucnredlist.org). 2015.

Kano FS, Shimada MT, Suzuki SN, Osaki SC, Menarim BC, Ruthes FRV, Laidane-Filho MA. Ocorrência de dirofilariose em dois cães no município de Guarapuava- PR. Semina Ciências Agrárias. 2003. 24:177-180.

Kommers, GD, Ilha, MRS, Barros, CSL. 1999. Dirofilariose em cães: 16 casos. Ciência Rural, Santa Maria. 1999. 29:517-522.

Kumar P, Gupta SP. On a new avian nematode *Physaloptera accipiteri* sp. nov. (Family: Physalopteridae Leiper, 1908) from a shikra, *Accipiter badius* (Gmerin) from Lucknow. Current Science. 1977. (14): 490–491.

Lee JC. The Amphibians and Reptiles of the Yucatan Peninsula. Comstock Publishing Associates. Ithaca. 1996. p. 226–243.

Lent H, Freitas JFT. Pesquisas helminthologicas realizadas no estado do Pará. IV. Trichostrongylideos de mamíferos. Memórias do Instituto Oswaldo Cruz. 1938. (33):363–380.

Levine ND. Nematode parasites of domestic animals and of man. 2a ed. Burgess Publishing Company. Minneapolis. 1980. p. 477.

Lewinsohn, TM, Prado PI. Biodiversidade brasileira: síntese do estado atual de conhecimento. São Paulo: Editora Contexto, 2002. p. 176.

Lima RC, Hoppe EGL, Tebaldi JH, Cruz BC, Gomes AAB, Nascimento AA. Helminhos gastrintestinais de *Cerdocyon thous* (Linnaeus, 1766) Smith, 1839 provenientes da área de caatinga do Estado da Paraíba, Brasil. Semina: Ciências Agrárias. Londrina. 2013. 34(6):2879-2888.

Little MD. Comparative morphology of six species of *Strongyloides* (Nematoda) and redefinition of the genus. Journal of Parasitology. 1966. 52:69-84.

Luque JL. Parasitos: ¿Componentes ocultos de la Biodiversidad?. Biologist. 2008. 6(1):5-7.

Mace TF, Anderson RC. Development of the giant kidney worm, *Dioctophyma renale* (Goeze, 1782) (Nematoda: Dioctophymatoidea). Canadian Journal of Zoology. 1975. 53(11):1552-1568.

Machado Filho DA. Revisão do gênero *Prosthenorchis* Travassos, 1915 (Acanthocephala). Memórias do Instituto Oswaldo Cruz. 1950. 48:495-545.

Maldonado JF. The life history and biology of *Platynosomum fastosum*, Kossack, 1910 (Trematoda: Dicrocoeliidae). Puerto Rico Journal of Public Health and Tropical Medicine. 1945. 21(1):17-39.

Meyer A. Neue Acanthocephalen aus dem Berliner Museum. Begründung eines neuen Acanthocephalensystems auf Grund einer Untersuchung der Berliner Sammlung. Zoologische Jahrbücher. Abteilung für Systematik, Ökologie und Geographie der Tiere. 1931. (62):53-108.

MMA. Ministério do Meio Ambiente [Internet]. 2015 [cited 2015 Mar 04]. Disponível em: <http://www.mma.gov.br/>.

Mohamadain HS, Ammar KN. Redescription of *Physaloptera praeputialis* von Linstow, 1889 (Nematoda: Spirurida) infecting stray cats (*Felis catus* Linnaeus, 1758) in Qena, Egypt and overview of the genus taxonomy. Journal of the Egyptian Society of Parasitology. 2012. 42(3):675-690.

Molina GI. Saggio sulla storia naturale del Chili. Stamperia di San Tommaso d. Bologna. 1782.

Morgan BB. The *Physaloptera* (Nematoda) of rodents. The Wasmann Collector. 1943. (5):99–107.

Mundim TCD, Oliveira Júnior SD, Rodrigues DC, Cury MC. Frequency of helminthes parasites in cats of Uberlândia, Minas Gerais. Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia. 2004. 56(4), 562-563.

Muniz-Pereira LC, Vieira FM, Luque JL. Checklist of helminth parasites of threatened vertebrate species from Brazil. Zootaxa. 2009. (2123):1–45.

Naem S, Asadi R. Ultrastructural characterization of male and female *Physaloptera rara* (Spirurida: Physalopteridae): feline stomach worms. Parasitology Research. 2013. 112(5):1983-1990.

Naem S, Farshid AA, Marand VT. 2006. Pathological findings on natural infection with *Physaloptera praeputialis* in cats. Journal of Egyptian Society of Parasitology. 2006. 76(4):315-321.

Noronha D, Vicente JJ, Pinto RM. A survey of new records for nematodes from mammals deposited in the Helminthological collection of the Institute Oswaldo Cruz (CHIOC). Revista Brasileira de Zoologia. 2002. 19:945–949.

Nowak R.M. Walker's Mammals of the world. The Johns Hopkins University Press. Baltimore and London. 1999. p. 836.

Oken L. Oken's Lehrbuch der Naturgeschichte: Zoologie. A. Schmid und Company. 1816. p. 868.

Ortlepp R J. The Nematode Genus *Physaloptera* Rud. Proceedings of the Zoological Society of London. Blackwell Publishing Ltda. 1922. 92(4).

Osgood WH. The mammals of Chile. Field Museum of Natural History. Zoological Series. 1943. (30):1–268.

Parihar A, Nama HS. *Physaloptera funambuli* sp. nov. (Nematoda: Physalopteridae) from *Funambulus pennant*. Current Science. 1978. 47: 832–834.

Pereira BJ, Girardelli GL, Trivilin LO, Lima VR, Nunes LC, Martins IVF. Ocorrência de Diocetofimose em cães do município de Cachoeiro do

Itapemirim, Espírito Santo, Brasil, no período de maio a dezembro de 2004. Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária, Rio de Janeiro. 2006. 15(3):123-125.

Pereira FB, Alves PV, Rocha BM, Lima SS, Luque JL. A New *Physaloptera* (Nematoda: Physalopteridae) parasite of *Tupinambis merianae* (Squamata: Teiidae) from Southeastern Brazil. Journal of Parasitology. 2012. 98(6):1227-1235.

Pesenti TC, Mascarenhas CS, Krüger C, Sinkoc AL, Albano, APN, Coimbra, MAA, Müller, G. *Dioctophyma renale* (Goeze, 1782) Collet-Meygret, 1802 (Dioctophymatidae) in *Galictis cuja* (Molina, 1782) (Mustelidae) in Rio Grande do Sul. Brazil. Neotropical Helminthology. 2012. 6(2).

Petrochenko VI. Acanthocephala of Domestic and Wild Animals. Jerusalem, Israel Program for Scientific Translations, U.S. Department of Agriculture & The National Science Foundation. 1971. 2: 487.

Pinto HA, Mati VLT, Melo AL. New insights into the life cycle of *Platynosomum* (Trematoda: Dicrocoeliidae). Parasitology Research. Springer-Verlag Berlin Heidelberg. 2014.113:2701–2707.

Pinto HA, Mati VLT, Melo AL. Can the same species of *Platynosomum* (Trematoda: Dicrocoeliidae) infect both mammalian and avian hosts?. Journal of Helminthology. Cambridge University Press. 2015. 1-5.

Pinto RM, Knoff M, Gomes DC, Noronha D. Nematodes from mammals in Brazil: an updating. Neotropical Helminthology. 2011. 5 (2):139-183.

Piso W, Marcgrave G. Historia Naturalis Brasiliae: in qua non tantum plantæ et animalia, sed et indigenarum morbi, ingenia et mores describuntur et iconibus supra quingentas illustrantur. Amsterdam: Elzevier. 1648.

Poulin R. The functional importance of parasites in animal communities: many roles at many levels? International Journal for Parasitology. 1999. p. 29.

Poulin R, Morand S. Parasite biodiversity. Washington. Smithsonian Books. 2004. p. 216.

Prada CS. Atropelamento de vertebrados silvestres em uma região fragmentada do nordeste do estado de São Paulo: quantificação do impacto e análise de fatores envolvidos. Tese (doutorado). Universidade Federal de São Carlos – UFSCAR. 2004. p.129.

Prado TR, Ferreira AA, Guimarães ZFS. Efeito da implantação de rodovias no cerrado brasileiro sobre a fauna de vertebrados. Acta Scientiarum. Biological Sciences. Maringá. 2006. 28 (3):237- 241.

Rego AA. Expedições e Coletas Helminológicas no Brasil. Ciência e Cultura. 1982. 34:507-509.

Retnasabapathy A, Prathap K. The liver-fluke *Platynosomum fastosum* in domestic cats. 1971. Veterinary Records. 88:62–65.

Ribeiro CT, Verocai GG, Tavares LER. *Diocotophyma renale* (Nematoda, Diocotophymatidae) infection in the crab-eating fox (*Cerdocyon thous*) from Brazil. Journal of Wildlife Diseases, 2009. 45:248-250.

Rodrigues HO. Contribuição ao estudo do gênero *Platynosomum*, Looss, 1907 (Trematoda, Dicrocoeliidae). Memórias do Instituto Oswaldo Cruz. 1963. Rio de Janeiro. 61(3):508-515.

Ruas JL. Caracterização da fauna parasitária do *Pseudalopex gymnocercus* (graxaim-do-campo) e do *Cerdocyon thous* (graxaim-do-mato) na região sul do Rio Grande do Sul. Tese de doutorado do Programa de Pós-Graduação em Ciências Veterinárias da Universidade Federal do Rio Grande do Sul. 2005. p. 62.

Ruas JL, Muller G, Farias NAR, Gallina T, Lucas AS, Pappen FG, Sinkoc AL, Brum JGW. Helminhos do cachorro do campo, *Pseudalopex gymnocercus* (Fischer, 1814) e do cachorro do mato, *Cerdocyon thous* (Linnaeus, 1766) no Sul do estado do Rio Grande do Sul, Brasil. Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária. 2008. 17(2):87-92.

Rudolphi CA. Entozoorum synopsis cui accedunt mantissa duplex et indices loupuletissimi. Sumptibus Augusti Rücker. Berlin. 1819. p. 811.

Sá MR, Noronha D, Muniz-Pereira LC. A contribuição dos naturalistas viajantes para a helmintologia brasileira: Natterer e as primeiras coleções de Helminhos feitas no Brasil. Série História da História Natural. 1999. 5:1-4.

Santos KR, Faciulli P, Papparotto T, Takahira RK, Lopes RS, Silva RJ. First report of *Strongyloides* sp. (Nematoda, Strongyloididae) in *Leopardus tigrinus* (Carnivora: Felidae) in the municipality of Botucatu, State of São Paulo, Brazil. Revista Brasileira Parasitologia Veterinária, Jaboticabal. 2009. 18(1):77-79.



Schipper J, Chanson JS, Chiozza F, Cox NA, Hoffmann M, Katariya V, *et al.* The status of the world's land and marine mammals: diversity, threat, and knowledge. *Science*. 2008. 322:225–230.

Schitoskey E, Linder R. Helminths of Dakota bobcats. *Proceedings of South Dakota Academic Science*. 1981. 60:135-141.

Schmidt GD. *Handbook of tapeworm identification*. CRC Press. Florida. 1986. p. 688.

Schmidt GD. Revision of the Class Archiacanthocephala Meyer, 1931 (Phylum Acanthocephala), with Emphasis on Oligacanthorhynchidae Southwell et Macfie, 1925. *Journal of Parasitology*. 1972. 58:290–297.

Schreber JCD. *Die Säugthiere in Abbildungen nach der Natur mit Beschreibungen*. Erlangen: Wolfgang Walther. 1776.

Shaw G. *General zoology or Systematics natural history (Mammalia)*. London: Printed for G. Kearsley. 1800. p. 317.

Skrjabin KI, Sobolev AA. Principles of nematology XII. Spirurates of animal and man and the diseases caused by them, II Physalopteroidea. *Izda. Russia*. 1964. p. 334.

Steban J G, Botella P, Toledo R. Redescription of *Physaloptera brevivaginata* Seurat, 1917 (Nematoda: Physalopteridae) from the bat *Myotis blynthii* (Tomes) (Chiroptera: Vespertilionidae) in Spain. *Systematic Parasitology*. 1995. 32:107–112.

Straube FC. Johann Natterer (1787-1843): naturalista-maior do Brasil. *Nattereria*. 2002.1:4-13.

Sunquist ME, Sunquist F, Dennis E, Daneke E. Ecological Separation In A Venezuelan Llanos Carnivore Community. *Advances In Neotropical Mammalogy*. (Redford, K. H & Eisenberg, J. F). 1989. p. 197-232.

TAXEUS. [Internet] 2015 [cited 2015 Mar 08]. Disponível em: <http://www.taxeus.com.br/>.

Taylor D, Perri SF. Experimental infection of cats with the liver fluke *Platynosomum illiciens*. *American Journal Veterinary Research*. 1977. 38 (1): 51-54.

Thatcher VE. Trematódeos Neotropicais. Instituto Nacional de Pesquisa da Amazônia. Manaus. 1993. p. 553.

Thomas O. Small mammals from South America. *Annals and Magazine of Natural History*. 1912. 10:44–48.

Thomas O. On Neotropical mammals of the genera *Callicebus*, *Reithrodontomys*, *Ctenomys*, *Dasypus*, and *Marmosa*. *Annals and Magazine of Natural History*. 1907. 20:161–168.

Torres EJM, A. Maldonado-Junior A, Lanfredi RM. 2009. Spirurids from *Gracilianus agilis* (Marsupialia: Didelphidae) in Brazilian Pantanal wetlands with a new species Physaloptera (Nematoda: Spirurida). *Veterinary Parasitology*. 2009.163:87–92.

Travassos L. Contribuição para o Inventário Crítico da Zoologia no Brasil. Fauna Helminológica: Considerações Preliminares – Cestódeos. Publicações Avulsas do Museu Nacional. Rio de Janeiro. 1965. p. 84.

Travassos L. Revisão da família Dicrocoeliidae Odhner, 1910. Monographias do Instituto Oswaldo Cruz. 1944. 2:557.

Travassos L. Novo Dicrocoeliidae parasito de carnívoros: *Pseudathesmia paradoxa* ng, n. sp., com uma nota sôbre gênero *Athesmia* Looss, 1899. Revista Brasileira de Biologia. 1942. 2:349-357.

Travassos L. Revisão da família Trichostrongylidea Leiper 1912. Memórias do Instituto Oswaldo Cruz. 1937.

Travassos L. Contribuição para o conhecimento da fauna helminológica brasileira XII. Ensaio Monográfico da família Trichostrongylidae Leiper, 1912. Memórias do Instituto Oswaldo Cruz. 1921. 13:5-135.

Travassos L. Sôbre as espécies brasileiras da subfamília Heterakinae Raillet & Henry, 1912. Memórias do Instituto Oswaldo Cruz. 1913. 5 (3):217-318.

Travassos L, Freitas JFT, Kohn A. Trematódeos do Brasil. Memórias do Instituto Oswaldo Cruz. 1969. 67:1–886.

Van Volkenberg HL. Annual report of the Puerto Rico Agricultural Experiment Station, Mayaguez. Parasitología Animal. 1937. p 116.

Vanzolini PE. A contribuição zoológica dos primeiros naturalistas viajantes no Brasil. Revista da USP. 1996. 30:190-238.

Vicente JJ, Rodrigues HO, Gomes DC, Pinto, RM. Nematóides do Brasil. Parte V: Nematóides de mamíferos. Revista Brasileira de Zoologia. 1997. 14:1–452.

Vieira FM. Helminthos parasitos de mamíferos carnívoros silvestres no Município de Juiz de Fora, Zona da Mata do Estado de Minas Gerais, Brasil. Tese de doutorado do curso de pós-graduação em Biologia Animal. Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro. 2011. p. 97.

Vieira FM, Luque JL, Muniz-Pereira LC. Checklist of helminth parasites in wild carnivore mammals from Brazil. Zootaxa. 2008. 1721:1-23.

Vieira FM, Muniz-Pereira LC, Lima SS, Neto AHAM, Gonçalves PR, Luque JL. *Crenosoma brasiliense* sp. n. (Nematoda: Metastrongyloidea) parasitic in lesser grison, *Galictis cuja* (Molina, 1782) (Carnivora, Mustelidae) from Brazil, with a key to species of *Crenosoma* Molin, 1861. Folia Parasitologica. 2012. 59:187-194.

Yamaguti S. Synopsis of the digenetic trematodes of vertebrates. Keigaku Publishing Company, Tokyo. 1971. p.1074.

Yamaguti S. Systema Helminthum. The Acanthocephala of Vertebrates. Interscience Publishers, New York. 1963. 5:860.

Yamaguti S. Systema Helminthum. The Cestodes of Vertebrates. Interscience Publishers, New York. 1959. 2:860.

Yamaguti S. Systema Helminthum, Vol I, The digenetic Trematodes of vertebrates – Parts I e II. Interscience Publishers, New York. 1958. p.1575.

Yensen E, Tarifa T. *Galictis cuja*. Mammalian Species. 2003. 728:1-8.

Zabott MV, Pinto SB, Viott AM, Tostes RA, Bittencourt LHFB, Gruchouskei, L.  
Ocorrência de *Diectophyma renale* em *Galictis cuja*. Pesquisa Veterinária  
Brasileira. 2012. 32(8):786-788.