

UNIVERSIDADE FEDERAL DE MINAS GERAIS
INSTITUTO DE CIÊNCIAS BIOLÓGICAS
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM PARASITOLOGIA

LEVANTAMENTO DE HELMINTOS EM QUATIS
***Nasua nasua* Linnaeus, 1766 (Carnivora: Procyonidae) DO PARQUE DAS**
MANGABEIRAS, BELO HORIZONTE- MG

Olívia Monique Soares Cruz

Belo Horizonte
2019

Olívia Monique Soares Cruz

**LEVANTAMENTO DE HELMINTOS EM QUATIS *Nasua nasua* Linnaeus, 1766
(Carnivora: Procyonidae) DO PARQUE DAS MANGABEIRAS,
BELO HORIZONTE - MG**

Dissertação apresentada à
Universidade Federal de Minas
Gerais, como requisito parcial do
Programa de Pós-Graduação em
Parasitologia, para a obtenção do
Título de Mestre.

Orientador: Professor Dr. Walter dos Santos Lima

Coorientadora: Prof^ª. Dra Cintia Aparecida de Jesus Pereira

Belo Horizonte
2019

Este projeto foi desenvolvido no Laboratório de Helminologia Veterinária do Departamento de Parasitologia, Instituto de Ciências Biológicas, Universidade Federal de Minas Gerais. Conta com a colaboração do Prof. Dr. Luciano Capettini (Laboratório de Biologia Vascular/UFMG), da Prof^a. Dra. Teofânia Vidigal (Laboratório de Malacologia e Sistemática Molecular/UFMG), do ilustrador científico, Marco Anacleto do Centro de Coleções Taxonômicas/UFMG), do Projeto Quatis, do Centro de Aquisição e Processamento de Imagens (CAPI) do ICB/UFMG e do Centro de Microscopia da UFMG (CM-UFMG).

Este trabalho foi financiado pela Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado de Minas Gerais (FAPEMIG) e bolsa de mestrado (2017/2019), pelo Conselho Nacional de Pesquisa/CNPq, e pela Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES).

Ao Programa de Pós-graduação em Parasitologia do Instituto de Ciências Biológicas da Universidade Federal de Minas Gerais, em nome do coordenador Ricardo Toshio Fujiwara, pela oportunidade e apoio na realização deste trabalho.

*Aos meus pais pelo amor, incentivo, apoio e compreensão.
Ao meu marido, Julian, por toda ajuda, pelo amor, cumplicidade e paciência.
Dedico.*

AGRADECIMENTOS

À Deus, pois sem sua capacitação e força, nada disso seria possível.

Ao meu orientador, Dr Walter dos Santos Lima, que confiou na minha capacidade e sempre me deu total liberdade para desenvolver meu trabalho. Muito obrigada por todos os ensinamentos, por me incentivar a dar o meu melhor. Serei eternamente grata por isso.

À minha coorientadora, Dra Cíntia Aparecida de Jesus Pereira, que sempre esteve presente. Muito obrigada por todo suporte no desenvolvimento desse trabalho e toda dedicação.

À banca, por todas as sugestões, muito obrigada. Todas as sugestões serão por mim recebidas com a certeza de que elas tinham o objetivo de melhorar a qualidade do meu trabalho.

À minha professora, Dra Maria da Gloria Quintão e Silva, pela confiança depositada em mim, por todo ensinamento e incentivo.

Ao Hudson Andrade dos Santos, por me receber tão bem no Departamento, desde a minha primeira visita. Meu agradecimento especial por toda sua ajuda, incentivo, por todos os ensinamentos e amizade.

Ao Dr Luciano Capettini, Laboratório de Biologia Vascular/UFMG, e todos os seus alunos por abrir as portas do laboratório e permitir que eu fizesse parte das minhas análises e por toda a ajuda para realizá-las.

À Lara Ribeiro de Almeida por todo conhecimento compartilhado e ajuda durante todo esse tempo que trabalhamos juntas. Obrigada por me apresentar ao Projeto Quatis e Projeto CETAS, por expressar toda a grandeza e importância desses trabalhos e toda sua dedicação.

A toda equipe do Projeto Quatis e do Parque das Mangabeiras, em especial à Nadja Simbera Hemetrio, pela oportunidade e colaboração no desenvolvimento desse trabalho.

A toda equipe Projeto CETAS (IBAMA/IEF), em especial ao Daniel Vilela, a Érika Procópio e a Cecília Barreto, por sempre me receberem de forma carismática. Por abrir as portas para o desenvolvimento desses projetos e por toda a ajuda!

Agradeço aos colegas e amigos do LABHELVET. Todos vocês desempenharam um papel importante na minha formação, cada ensinamento compartilhado, cada momento de satisfação ou mesmo de consolo. Agradeço a cada um, que já esteve ou ainda permanece. Meu agradecimento especial à Isabela Ávila, por toda amizade e apoio durante esse período, ainda que curto, no entanto, de grande importância. Você tornou minha caminhada mais leve!

A todos os colegas, funcionários e professores do Departamento de Parasitologia, que de alguma forma contribuíram para a realização desse trabalho. Em especial, a Sumara e a Sibeles, secretárias do Departamento pelo carinho e prontidão em esclarecer minhas dúvidas.

Aos meus pais pelo apoio, carinho e pela compreensão por minha ausência. Amo vocês!

Ao meu marido, Julian, por toda compreensão, incentivo, amor, cumplicidade e paciência! Muito obrigada por estar sempre ao meu lado! Seu apoio foi fundamental durante todo o processo de elaboração desse trabalho.

Aos momentos de grande aprendizado vividos com minha turma de mestrado! Gostaria de agradecer especialmente à Andreza Maia, Barbara Beiral, Flaviane Vieira, Isabela Ávila e Ludmila Lopes, muito obrigada por todo carinho. Agradeço por todo incentivo e, principalmente, por todos os conselhos e consolos nos momentos mais difíceis.

A todos aqueles que direta ou indiretamente contribuíram para a elaboração deste trabalho, torceram pela minha conquista e me apoiaram nos momentos mais difíceis. Muito obrigada!

*“A educação é a arma mais poderosa que você pode usar para mudar o mundo.
Devemos promover a coragem onde há medo, promover o acordo onde existe
conflito, e inspirar esperança onde há desespero”.*

Nelson Mandela

RESUMO

O quati (*Nasua nasua*) é um carnívoro de médio porte, membro da família Procyonidae que apresenta ampla distribuição geográfica, hábitos gregários e antropofílicos. Comuns em unidades de conservação, *N. nasua* comumente atinge grandes densidades populacionais em áreas urbanas, apresentando íntima associação com humanos e/ou animais domésticos. Esses animais podem ser parasitados por várias espécies de helmintos. Entretanto, no Brasil, são escassos os estudos sobre a ocorrência e a descrição morfológica da fauna parasitológica desses animais. O objetivo desse estudo foi identificar morfológica e/ou molecularmente a helmintofauna recuperada da necropsia de quatis, adultos e filhotes de ambos os sexos, encontrados mortos por atropelamento, no Parque das Mangabeiras e seu entorno, em Belo Horizonte, Minas Gerais, Brasil. No período de agosto de 2016 a agosto de 2018, os animais foram necropsiados no Laboratório de Helminologia Veterinária do Departamento de Parasitologia do ICB/UFMG. Os helmintos foram coletados e os nematódeos foram fixados em formol a 10% à 80 °C e diafanizados em solução de lactofenol de Amann. Os cestódeos foram comprimidos e fixados em formol a 10%, corados em solução de carmim, desidratados em série crescente de álcool, diafanizados em creosoto de Faia e montados em bálsamo do Canadá. Os helmintos foram quantificados, selecionados e as estruturas morfológicas fotografadas, medidas e identificadas conforme chaves taxonômicas, bem como, analisadas por microscopia eletrônica de varredura. *Gongylonema* sp. foram submetidos à análise molecular, por meio de extração do DNA, amplificação por reação de PCR e leitura em gel de agarose 1% para detecção dos produtos amplificados. As amostras fecais foram centrifugadas com formol 10% e éter e, posteriormente, analisadas em microscópio óptico. Dos 34 animais necropsiados, 100% estavam parasitados e destes, 94,1% (32/34) apresentando mais de uma espécie de helminto. Foram identificados: *Physaloptera semilanceolata* no esôfago e estômago de 44,1% (15/34); *Toxocara alienata* em 20,5% (7/34), *Uncinaria bidens* em 11,7% (4/34), *Molineus nasuae* em 50% (17/34) e *Capillaria* sp. em 20,6% (7/34) no intestino delgado; *Capillaria feliscati* em 14,7% (5/34) nos rins e bexiga; *Gongylonema* sp. em 41,2% (14/34) no pulmão e na luz do esôfago. Cestódeos em 70,6% (24/34) e pseudophilídeos em 8,82% (3/34) parasitando o intestino delgado e acantocéfalos em 70,6% (24/34) parasitando o intestino grosso dos animais. Dos exames coproparasitológicos, 8,82% (3/34) indicaram a presença de ovos nas fezes, sendo estes, do filo Acanthocephala, da ordem Spirurida e do gênero *Capillaria*. Este estudo contribui para o conhecimento sobre a diversidade de helmintos parasitos presentes nos quatis do Parque das Mangabeiras.

Palavras-chave: Helmintos, Quatis, *Nasua nasua*

ABSTRACT

The coati (*Nasua nasua*) is a medium-sized carnivore, a member of the Procyonidae family that has a wide geographic distribution, gregarious and anthropophilic habits. Common in conservation units, *N. nasua* commonly reaches high population densities in urban areas, presenting close association with humans and / or domestic animals. These animals can be parasitized by various species of helminths. However, in Brazil, there are few studies on the occurrence and morphological description of the parasitological fauna of these animals. The objective of this study was to identify morphologically and / or molecularly the helminthofauna recovered from necropsy of quatis, adults and pups of both sexes, found dead by trampling, in the Mangabeiras Park and its surroundings, in Belo Horizonte, Minas Gerais, Brazil. From August 2016 to August 2018, the animals were necropsied at the Veterinary Helminthology Laboratory of the Department of Parasitology of the ICB / UFMG. The helminths were collected and the nematodes were fixed in 10% formaldehyde at 80 ° C and diaphanized in Amann's lactophenol solution. The cestodes were compressed and fixed in 10% formaldehyde, stained in carmine solution, dehydrated in an increasing series of alcohol, diaphanized in beech creosote and mounted in Canada balsam. The helminths were quantified, selected and the morphological structures photographed, measured and identified according to taxonomic keys, as well as analyzed by scanning electron microscopy. *Gongylonema* sp. were submitted to molecular analysis, through DNA extraction, PCR reaction amplification and 1% agarose gel reading to detect the amplified products. Fecal samples were centrifuged with 10% formaldehyde and ether and then analyzed under an optical microscope. Of the 34 necropsied animals, 100% were parasitized and 94.1% (32/34) presented more than one helminth species. *Physaloptera semilanceolata* were found in the esophagus and stomach of 44.1% (15/34); *Toxocara alienata* in 20.5% (7/34), *Uncinaria bidens* in 11.7% (4/34), *Molineus nasuae* in 50% (17/34) and *Capillaria* sp. in 20.6% (7/34) in the small intestine; *Capillaria feliscati* in 14.7% (5/34) in the kidneys and bladder; *Gongylonema* sp. in 41.2% (14/34) in the lung and lumen of the esophagus. Cestodeans in 70.6% (24/34) and pseudophilids in 8.82% (3/34) parasitizing the small intestine and acanthocephals in 70.6% (24/34) parasitizing the large intestine of the animals. From the coproparasitological examinations, 8.82% (3/34) indicated the presence of eggs in the feces, being these, of the phylum Acanthocephala, of the order Spirurida and of the genus *Capillaria*. This study contributes to the knowledge about the diversity of helminth parasites present in the quatis of Mangabeiras Park.

Keywords: Helminths, Quatis, *Nasua nasua*,

LISTA DE FIGURAS

FIGURA 1: Mapa da América do Sul mostrando pela área destacada em amarelo, a distribuição dos quatis pertencentes à espécie <i>Nasua nasua</i>	24
FIGURA 2: Localização do Parque das Mangabeiras, Belo Horizonte, MG.....	29
FIGURA 3: Helmintos recuperados de <i>Nasua nasua</i> oriundos do Parque das Mangabeiras, Belo Horizonte, Minas Gerais no período de agosto de 2016 a agosto de 2018.	33
FIGURA 4: Resultado qualitativo do exame coproparasitológico de <i>Nasua nasua</i>	34
FIGURA 5: Espécimes adultos de <i>Gongylonema</i> sp... ..	50
FIGURA 6: Espécimes adultos de <i>Gongylonema</i> sp..	51
FIGURA 7: Espécimes adultos de <i>Gongylonema</i> sp.	52
FIGURA 8: Gel de agarose mostrando produtos não compatíveis para os iniciadores LCO/HCO e BpCoxI-F1/BpCoxI-R1.....	53
FIGURA 9: Exemplar fêmea de <i>Physaloptera semilanceolata</i>	60
FIGURA 10: Espécimes adultos de <i>Physaloptera semilanceolata</i>	61
FIGURA 11: Espécimes adultos de <i>Uncinaria bidens</i>	68
FIGURA 12: Espécimes adultos de <i>Capillaria feliscati</i>	73
FIGURA 13: Espécimes adultos de <i>Toxocara alienata</i>	79
FIGURA 14: Espécimes adultos de <i>Molineus nasuae</i>	86

LISTA DE QUADROS

Quadro 1 – Resultado qualitativo do exame coproparasitológico de <i>Nasua nasua</i> conforme identificação taxonômica.	34
Quadro 2 – Espécies de <i>Gongylonema</i> sp. descritas em diferentes hospedeiros.....	38
Quadro 3 – Espécies de <i>Gongylonema</i> spp descritas em aves no Brasil.....	42
Quadro 4 – Iniciadores utilizados conforme identificação e descrição.....	45

LISTA DE TABELAS

Tabela 1 – <i>Gongylonema</i> sp. em <i>Nasua nasua</i> conforme órgão de parasitismo.	47
Tabela 2 – <i>Physaloptera semilanceolata</i> em <i>Nasua nasua</i> conforme órgão de parasitismo.	57
Tabela 3 – <i>Uncinaria bidens</i> recuperados do intestino delgado de <i>Nasua nasua</i>	65
Tabela 4 – <i>Capillaria feliscati</i> recuperados dos rins e bexiga de <i>Nasua nasua</i>	71
Tabela 5 – <i>Toxocara alienata</i> recuperados do intestino delgado de <i>Nasua nasua</i>	77
Tabela 6 – <i>Molineus nasuae</i> recuperados do intestino delgado de <i>Nasua nasua</i>	83

LISTA DE SIGLAS E ABREVIATURAS

CEUA/UFMG – Comitê de Ética no Uso de Animais da UFMG

COI – Subunidade I do citocromo C oxidase

COX1 – Citocromo C oxidase mitocondrial I

rDNA – RNA ribossômico

DNA – Ácido Desoxirribonucleico

ITS – Espaçador transcrito interno

L1 – Larva de primeiro estágio

L2 – Larva de segundo estágio

L3 – Larva de terceiro estágio

PCR – Reação em Cadeia de Polimerase

Syn – Sinonímia

UFMG – Universidade Federal de Minas Gerais

ICB – Instituto de Ciências Biológicas

LabHelVet – Laboratório de Helminologia Veterinária

ICMBio – Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade

SISBIO – Sistema de Autorização e Informação em Biodiversidade

Km – Quilômetro

µL – Microlitros

cm – centímetros

mL – Mililitro

mm – milímetro

SUMÁRIO

1. INTRODUÇÃO	16
1.1 Quatis	23
2. JUSTIFICATIVA.....	26
3. OBJETIVO GERAL	27
3.1 Objetivos Específicos.....	27
CAPÍTULO I.....	28
1. INTRODUÇÃO	28
2. MATERIAIS E MÉTODOS	28
2.1. Área de estudo.....	28
2.2. Obtenção dos parasitos.....	29
2.3. Necropsia.....	30
2.4. Exame coproparasitológico.....	31
3. RESULTADOS.....	32
3.1. Helmintofauna dos quatis.....	32
4. DISCUSSÃO.....	35
5. CONCLUSÃO	36
CAPÍTULO II	37
2. MATERIAIS E MÉTODOS	43
2.1 Extração de DNA, amplificação por reação de PCR e sequenciamento	43
2.2 Microscopia eletrônica de varredura convencional.....	46
3. RESULTADOS.....	46
3.1 Análise molecular.....	53
4. DISCUSSÃO.....	54
5. CONCLUSÃO	55
CAPÍTULO III.....	56
1. INTRODUÇÃO	56
2. MATERIAIS E MÉTODOS	57
3. RESULTADOS.....	57
4. DISCUSSÃO.....	62
5. CONCLUSÃO	63
CAPÍTULO IV.....	64
1. INTRODUÇÃO	64
2. MATERIAL E MÉTODOS	65

3. RESULTADOS.....	65
4. DISCUSSÃO.....	69
5. CONCLUSÃO	69
CAPÍTULO V	70
1. INTRODUÇÃO	70
2. MATERIAL E MÉTODOS	71
3. RESULTADOS.....	71
4. DISCUSSÃO.....	74
5. CONCLUSÃO	75
CAPÍTULO VI.....	76
1. INTRODUÇÃO	76
2. MATERIAL E MÉTODOS	77
3. RESULTADOS.....	77
4. DISCUSSÃO.....	80
5. CONCLUSÃO	81
CAPÍTULO VII	82
1. INTRODUÇÃO	82
2. MATERIAL E MÉTODOS	83
3. RESULTADOS.....	83
4. DISCUSSÃO.....	87
5. CONCLUSÃO	88
REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	89

**Levantamento de helmintos em quatis *Nasua nasua* Linnaeus, 1766 (Carnivora:
Procyonidae) do Parque das Mangabeiras, Belo Horizonte-MG**

1. INTRODUÇÃO

A origem dos vertebrados no início do período Cambriano ofereceu um gama de hospedeiros definitivos naturais para helmintos parasitos (CHUBB; BALL; PARKER, 2009). São descritos 1580 gêneros de trematódeos (GIBSON; JONES; BRAY, 2002; JONES; BRAY; GIBSON, 2005; BRAY; JONES; GIBSON, 2008), 605 de cestódeos (KHALIL; JONES; BRAY, 1994), 126 de acantocéfalos (CROMPTON *et al.*, 1985) e 764 gêneros de nematódeos (CHABAUD; ANDERSON; WILLMOTT, 1974; HARTWICH, 1974; CHABAUD, 1975a; CHABAUD *et al.*, 1975b; ANDERSON, 1976; PETTER & QUENTIN, 1976; ANDERSON, 1978; CHABAUD, 1978; LICHTENFELS, 1980; ANDERSON, 1982; DURETTE-DESSET, 1983; ANDERSON *et al.*, 2009).

Dentre os helmintos parasitos, os nematódeos são considerados um grupo de metazoários em grande abundância na biosfera, fundamentada pela diversidade biológica e ampla distribuição em ambientes marinho e terrestre (BONGERS & BONGERS, 1998; PLATONOVA; GALT'SOVA; SHARMA, 1985; BLAXTER & KOUTSOVOULOS, 2014). Parasitam animais e plantas, sendo que, no ciclo biológico podem ocorrer fases de vida livre (BONGERS & BONGERS, 1998; BLAXTER & KOUTSOVOULOS, 2014). Acredita-se que todas as espécies de animais e plantas estejam associadas ao parasitismo por nematódeos (BLAXTER E KOUTSOVOULOS, 2014; VINEY, 2017). Dobson *et al.*, (2008) estimam que haja cerca de 25.000 espécies do filo Nematoda parasitando vertebrados.

Recentes análises filogenéticas moleculares têm mostrado que a evolução dos nematódeos ao modo de vida parasitário pode ter ocorrido por até 18 vezes e de forma independente na história evolutiva (BLAXTER & KOUTSOVOULOS, 2014; ZAROWIECKI & BERRIMAN, 2015; WEINSTEIN & KURIS, 2016). Desse modo, diferentes características provavelmente favoreceram a evolução dos nematódeos ao parasitismo, como: o espaço do tempo evolutivo de vida livre a vida parasitária comparado a outros táxons, a biologia e ecologia dos nematódeos de vida livre que vivem habitualmente com animais e plantas, bem como a

abundância e diversidade de espécies (BLAXTER & KOUTSOVOULOS, 2014; VINEY, 2017).

Diferentes sistemas de classificação foram propostos para os nematódeos, entretanto, essa classificação ainda é discutida. As chaves de identificação propostas por Yamaguti, (1961) e Anderson *et al.*, (2009) adotam a classificação tradicional do Filo Nematoda, elaborada por Chitwood e Chitwood (1950) que propõe a divisão do Filo em duas Classes: Adenophorea (= Aphasmida) e Secernentea (= Phasmida), baseado principalmente em caracteres morfológicos dos helmintos. No entanto, recentemente, estudos de biologia molecular baseados na análise da subunidade do DNA ribossomal com base no monofiletismo do grupo propõe duas novas classes, Enoplea e Chromadorea (DE LEY & BLAXTER, 2002). A nova proposta trouxe constantes alterações nas classificações de ordem e família, uma vez que, não há dados moleculares suficientes para todos os grupos.

Diante dos avanços das ferramentas de pesquisa, bem como, o aprimoramento de técnicas de microscopia e de biologia molecular, diferentes propostas de classificação dos helmintos têm sido estimuladas. Ainda assim, com base na classificação proposta por Yamaguti (1961), Anderson *et al.*, (2009) e descrições originais, diferentes caracteres morfológicos e dados morfométricos dos nematódeos parasitos são utilizados para a identificação taxonômica.

O filo Nematoda é constituído por organismos de simetria bilateral, providos de tubo digestivo completo, não-segmentados, geralmente, dioicos apresentando nítido dimorfismo sexual e sendo os machos, comumente menores que as fêmeas (TRAVASSOS, 1950; FREITAS, 1982). Exibem coloração normalmente branca ou em tonalidades róseas, e o intestino em tons mais escuros, muitas vezes, observados por transparência. O corpo dos nematódeos é frequentemente cilíndrico ou filiforme, raramente fusiforme, e excepcionalmente globosas ou sub-globosas, como as fêmeas grávidas do gênero *Tetrameres* (TRAVASSOS, 1950; FREITAS, 1982; SCHMIDT & ROBERTS, 2009).

O revestimento corporal é constituído externamente por uma cutícula hialina sobre a hipoderme seguido da musculatura internamente (TRAVASSOS, 1950; FREITAS, 1982; SCHMIDT & ROBERTS, 2009). A cutícula é camada não celular, resistente e de grande importância funcional. Reveste a cavidade bucal, o esôfago, o poro excretor, o anus, a cloaca e a vagina e comumente há formação de uma expansão campanuliforme na extremidade posterior

do macho, denominada bolsa copuladora, acredita-se ser importante na fixação do macho à fêmea durante a cópula. A cutícula também favorece a evasão do sistema imune dos hospedeiros (TRAVASSOS, 1950; FREITAS, 1982; SCHMIDT & ROBERTS, 2009).

Em algumas espécies, a cutícula pode apresentar estruturas distintas como espinhos, escamas, cordões, colar cefálico, expansões ou asas associadas às extremidades do corpo, como asas cervicais ou caudais (TRAVASSOS, 1950; FREITAS, 1982; SCHMIDT & ROBERTS, 2009). Em alguns casos, estão presentes na superfície corporal estrias longitudinais ou oblíquas. Também é bastante frequente formações cuticulares em números variáveis e papilas sensitivas, dispostas longitudinalmente ou em campos laterais, respectivamente (TRAVASSOS, 1950; FREITAS, 1982; SCHMIDT & ROBERTS, 2009).

A camada muscular individualiza a cavidade interna geral denominada pseudoceloma que é revestido parcial ou totalmente por uma fina camada de tecido conjuntivo. No pseudoceloma ficam dispostos os órgãos internos envolvidos no líquido celomático que promove o equilíbrio hidrostático (TRAVASSOS, 1950; FREITAS, 1982; SCHMIDT & ROBERTS, 2009). A extremidade posterior dos machos é usualmente curvada ou enrolada em espiral e as fêmeas, geralmente retas. Ao passo que, a extremidade anterior pode ser reta, curvada ventralmente ou dorsalmente. Em casos raros, as fêmeas podem apresentar apêndice lateral formado pela extroversão do aparelho genital (TRAVASSOS, 1950; FREITAS, 1982; SCHMIDT & ROBERTS, 2009).

O aparelho digestivo dos nematódeos é completo constituído de um tubo simples quase retilíneo. A abertura bucal pode variar em tamanho e forma, podendo apresentar dentes ou placas cortantes, como nos membros da família Ancylostomatidae. Geralmente estão presentes três lábios, um dorsal e dois ventro-laterais. Duas ou três papilas em cada lábio podem estar presentes ou circunscrevendo a abertura oral, além de pequenos lobos ou interlábios que também podem ser encontrados entre os lábios (FREITAS, 1982). Em alguns casos, os lábios podem ser substituídos por folíolos que circudam toda a boca externamente formado um colar, denominado coroa franjada e de forma semelhante, no entanto, internamente, denominando-se coroa radiada (FREITAS, 1982).

O esôfago é um órgão parcial ou totalmente muscular, cilíndrico ou claviforme que varia consideravelmente em estrutura e função, no entanto, a função principal é sucção. Os tipos de

esôfago mais comuns são: o oxiuróide, provido de um bulbo posterior; o rabditoide, que apresenta um pseudobulbo anterior, um istmo e um bulbo posterior e o tipo filarióide, que é cilíndrico e sem diferenciação em toda extensão. Em alguns nematódeos, a região posterior ao esôfago pode se apresentar desprovida de músculos sendo substituído por glândulas, constituindo uma porção muscular e uma glandular ao esôfago. Em continuação ao esôfago, parte o intestino geralmente cilíndrico e retilíneo. O intestino exerce a função de absorção de nutrientes e secreção, os nematódeos se alimentam de tecidos, sangue, muco, secreções e conteúdo intestinal. Na fêmea, o ânus se abre na face ventral próximo a extremidade posterior, enquanto no macho, o reto une-se ao canal genital em direção à abertura cloacal (TRAVASSOS, 1950; FREITAS, 1982; SCHMIDT & ROBERTS, 2009).

O sistema excretor é usualmente constituído por dois canais longitudinais, raramente por um, que percorrem os campos laterais do corpo e se abrem próximo a extremidade anterior do corpo, por um orifício na região mediana ventral. Esses canais apresentam uma junção transversal da qual parte o tronco terminal. Ocasionalmente, os canais longitudinais se desdobram em ramo anterior e ramo posterior, que se unem em dois pontos, dos quais partem dois canais que se fundem e, por sua vez, se abrem no poro excretor. Por ventura, duas células glandulares, claviformes e providas de um grande núcleo, podem estar presentes ao longo do esôfago, as quais, portanto, se unem próximo a abertura do poro excretor. O aparelho excretor na superfamília Trichuroidea foi substituído por glândulas unicelulares de faixas bacilares (TRAVASSOS, 1950; FREITAS, 1982).

Os nematódeos não possuem sistema vascular. O fluido presente na cavidade geral contém oxi-hemoglobina que circula no corpo em razão das contrações da musculatura de revestimento. O fluido celomático é constituído de substâncias nutritivas e produtos decorrentes dos processos metabólicos (FREITAS, 1982; SCHMIDT & ROBERTS, 2009).

O sistema nervoso dos nematódeos tem como componente principal, o anel nervoso, o qual é formado por gânglios associados entre si por fibras nervosas posicionados ao redor do esôfago próximo ao poro excretor. Os feixes nervosos inervam as regiões anteriores e posteriores do corpo. Os órgãos dos sentidos são representados quase exclusivamente pelas papilas sensoriais. Estas podem se posicionar na região cefálica, esofágica, papilas cervicais ou deirídios; na região mediana no corpo, papilas intestinais e na cauda, papilas caudais ou genitais.

Lateralmente a abertura bucal, eventualmente há depressões cuticulares, inervadas por feixes nervosos denominados ânfides considerados órgãos quimiorreceptores (FREITAS, 1982).

Os nematódeos, em geral, são dióicos, no entanto ocorrem espécies hermafroditas e fêmeas partenogênicas. É comum ocorrer dimorfismo sexual, no qual, os machos normalmente são menores que as fêmeas. A extremidade posterior dos machos comumente apresenta espículo, gubernáculo e bolsa copuladora. Tamanho, forma e número dos espículos é bastante variável, bem como, o tamanho e a estrutura dos lobos e dos raios bursais. O gubernáculo, estrutura quitinosa de forma variável situada na porção mediana da posterior do corpo, quando presente, tem como função a orientação dos espículos na cópula. O aparelho genital feminino é constituído por um tubo alongado (monodelfo), dois (didelfo) composto por ovário, oviduto e útero. As fêmeas são classificadas conforme posicionamento dos ovários, um em cada metade do corpo, em anfidelfas; ambos na metade anterior, em prodelfa ou ambos na metade posterior, em epistodelfas (TRAVASSOS, 1950; FREITAS, 1982).

Segundo Anderson *et al.*, (2009), os nematódeos parasitos de vertebrados são agrupados na ordem Enoplida, Rhabditida, Strongylida, Oxyurida, Ascaridida e Spirurida. As características morfológicas de cada família presente nessas ordens são importantes na identificação dos helmintos parasitos.

Na ordem Spirurida, a família Gongylonematidae Sobolev, 1949 tem como caracteres taxonômicos importantes: a ornamentação da região anterior do corpo por placas cuticulares denominadas bossas dispostas irregularmente em fileiras longitudinais. Cápsula bucal curta e cilíndrica com abertura oral cercada por lábios dorsais e ventrais pequenos e esôfago longo dividido em duas porções, muscular e glandular. Papilas cervicais ao nível do anel nervoso. Os machos apresentam a extremidade posterior enrolada dispondo de asa caudal assimétrica, papilas caudais, espículos desiguais em forma e tamanho e gubernáculo presente. Fêmeas ovíparas com cauda cônica, úteros divergentes e abertura vulvar posicionada a uma distância variável adiante do ânus (FREITAS, 1982; VICENTE *et al.*, 1997). Na família Physalopteridae Leiper, 1908 apresentam boca com grandes lábios laterais triangulares armados com um ou mais dentes e cutícula voltada sobre os lábios formando um colarete cefálico ao redor da extremidade anterior. Esôfago dividido em duas porções: uma muscular e uma glandular.

Machos com asas caudais bem desenvolvidas suportadas por quatro pares de papilas pedunculadas (FREITAS, 1982; VICENTE *et al.*, 1997).

Na ordem Strongylida, a família Ancylostomatidae Looss, 1905 se caracterizam pela extremidade anterior curvada dorsalmente, cavidade bucal bem desenvolvida provida de dentes ou lâminas cortantes. Machos com bolsa copuladora bem desenvolvida, espículos iguais e gubernáculo presente. Fêmeas com a vulva na metade posterior do corpo (FREITAS, 1982; VICENTE *et al.*, 1997). A família Molineidae Durette-Desset & Chabaud, 1977 são caracterizados pelo corpo de aspecto relativamente filiforme com vesícula cefálica presente. Cristas cuticulares longitudinais constituindo a sinlofe podem estar presentes ou não. Os machos apresentam bolsa copuladora sem raio extra-dorsal. As fêmeas podem ser vivíparas ou ovíparas e geralmente tem cauda provida de um espinho caudal (VICENTE *et al.*, 1997).

Na ordem Enoplida, a família Trichuridae Railliet, 1915 são nematódeos de tamanho variável de 50 a 80 mm que podem apresentar a porção anterior do corpo mais curta ou de mesmo comprimento que a porção posterior, a qual pode ser ligeiramente mais espessa. Boca simples com lábios pouco evidentes. Os machos apresentam um único espículo longo e delgado protegido com bainha espicular espinhosa ou não. As fêmeas com vulva próximo ao término do esôfago. Ovos com casca espessa, acastanhados em forma de barril e bioperculados (FREITAS, 1982; VICENTE *et al.*, 1997).

Na ordem Ascaridida, a família Ascarididae Baird, 1853 apresentam boca com três lábios bem desenvolvidos e ocasionalmente, interlábios presentes. O poro excretor posicionado ao nível do anel nervoso e esôfago dilatado posteriormente. Os machos sem asa caudal, com numerosas papilas, espículos iguais ou subiguais e gubernáculo pode estar presente ou ausente. As fêmeas ovíparas com extremidade caudal cônica e vulva situada próximo ao meio do corpo. Ovos de casca espessa e superfície rugosa (FREITAS, 1982; VICENTE *et al.*, 1997).

Pertencentes ao filo Platyhelminthes, os representantes da classe Cestoda são, em geral, endoparasitos obrigatórios, hermafroditas e se caracterizam pelo aspecto achatado dorso ventralmente e corpo segmentado (TRAVASSOS, 1950; FREITAS, 1982; SCHMIDT & ROBERTS, 2009). Há ausência total de órgãos digestivos, sendo a absorção de nutrientes realizada exclusivamente pelo tegumento (HALTON, 1997). A extremidade anterior é provida de órgãos de fixação representados por ventosas, bótrias e/ou botrídias, usualmente armados de

acúleos. Morfologicamente, constituem-se de uma região anterior denominada escolex, seguida de uma região de crescimento não diferenciada, chamada de pescoço ou colo e posteriormente, o corpo ou estróbilo, composto por proglotes (TRAVASSOS, 1950; FREITAS, 1982; SCHMIDT & ROBERTS, 2009).

Apresentam tamanho variável de poucos milímetros a metros de comprimento. Os adultos parasitam o tubo digestivo, e ocasionalmente, ductos biliares e pancreáticos de vertebrados e os estágios larvais parasitam os tecidos de vertebrados e invertebrados. O ciclo biológico é heteroxeno exigindo, no mínimo, um hospedeiro intermediário (TRAVASSOS, 1950; FREITAS, 1982).

Dentre as ordens da classe Cestoda, Pseudophyllidea e Cyclophyllidea são as ordens que apresentam espécimes de interesse médico e veterinário. Em Pseudophyllidea, os ovos são liberados regularmente pelo poro uterino situado na face ventral da proglote, já em Cyclophyllidea, ausentes de poro uterino, a liberação dos ovos ocorre pelo rompimento da proglote grávida no meio externo. Os Pseudophyllidea produzem ovos de forma elíptica, de casca espessa, com ou sem opérculo. Os ovos dos Cyclophyllidea não são operculados e são constituídos de um embrião hexacanto e a oncosfera, envolvida pelo embrióforo (FREITAS, 1982).

Os representantes do filo Acanthocephala é constituído por parasitos com simetria bilateral, corpo geralmente achatado lateralmente e que apresentam uma probóscide retrátil armada de ganchos recurvados utilizados como suporte para a inserção na parede intestinal do hospedeiro (FREITAS, 1982). A superfície corporal é revestida por uma cutícula fortemente quitinizada, não possuem aparelho digestivo e apresentam um sistema circulatório com canais que promovem absorção direta de nutrientes através da parede do corpo (FREITAS, 1982; NEAR; GAREY; NADLER, 1998). Na cavidade geral estão dispostos os órgãos genitais sustentados por um ligamento central. São dioicos, sendo as fêmeas geralmente maiores que os machos. O tamanho corporal varia de 1,5 mm a 0,5 m (FREITAS, 1982).

Parasitam o tubo digestivo de vertebrados possuindo ciclo biológico indireto utilizando artrópodes ou crustáceos como hospedeiros intermediários. Alguns acantocéfalos podem ter peixes, anfíbios e répteis envolvidos no ciclo biológico como hospedeiros paratênicos, estes geralmente ingerem hospedeiros intermediários e subsequentemente são predados pelo

hospedeiro definitivo (CROMPTON *et al.*, 1985; NEAR; GAREY; NADLER, 1998; FREITAS, 1982).

1.1 Quatis

Os quatis, membros da família Procyonidae, pertencem ao gênero *Nasua*, são carnívoros de médio porte e hábitos gregários distribuídos por toda a América. A espécie *Nasua narica* Linnaeus, 1766, conhecido popularmente como quati de nariz branco, ocorre na América Central e sul da América do Norte enquanto *Nasua nelsoni* (quati das Ilhas Cozumel, no México) consideradas como subespécie de *Nasua narica*. *Nasua nasua* Linnaeus, 1766 é uma espécie restrita à América do Sul com ampla distribuição, sendo descrito desde a Colômbia e Venezuela até o norte do Uruguai e a Argentina (Figura 1), os mais abundantes em levantamentos populacionais de carnívoros (GOMPPER & DECKER, 1998, BEISIEGEL, 2001).

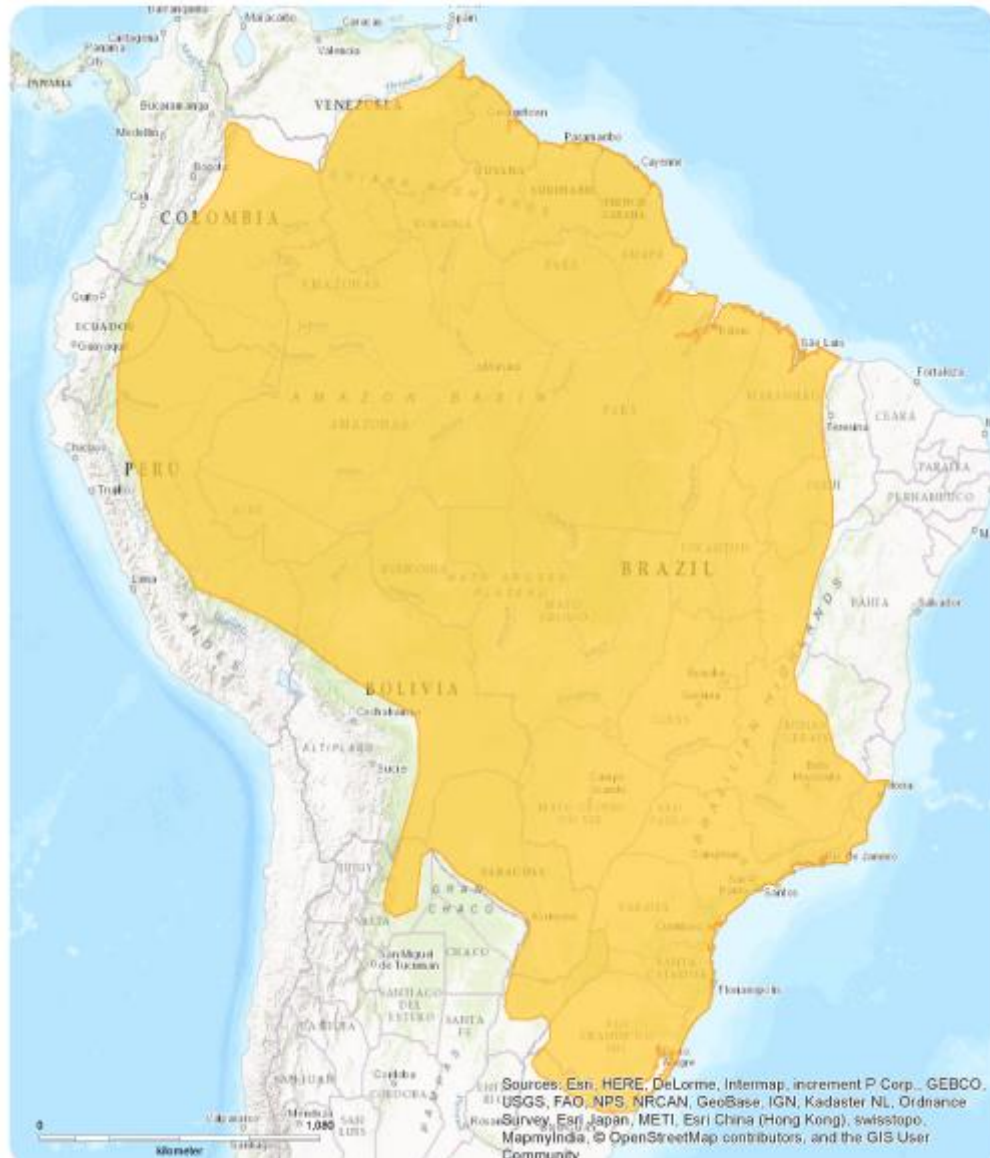


FIGURA 1: Mapa da América do Sul mostrando pela área destacada em amarelo, a distribuição dos quatis pertencentes à espécie *Nasua nasua*. Fonte: IUCN, 2016.

Ambas as espécies são semelhantes quanto à anatomia e tamanho corporal, aspectos da ecologia, estrutura social e ao comportamento (GOMPPER & DECKER, 1998). Apresentam hábitos diurnos e a organização social da espécie é constituída pela formação de grupos de até 30 indivíduos compostos por fêmeas e jovens, enquanto os machos com mais de dois anos são solitários e unindo-se aos bandos no período de acasalamento (GOMPPER & DECKER, 1998; ALVES-COSTA; FONSECA; CHRISTOFARO, 2004; COSTA; MAURO; SILVA, 2009). Ocupa preferencialmente habitats florestados, apesar de já ter sido

relatado em florestas tropicais decíduas e perenes, galerias, chaco e savana (GOMPPER & DECKER, 1998; ALVES-COSTA; FONSECA; CHRISTOFARO, 2004; COSTA, 2009). São onívoros, com hábitos alimentares bastante flexíveis, alimentando-se de frutos e pequenos vertebrados (GOMPPER & DECKER, 1998; BEISIEGEL, 2001; ALVES-COSTA; FONSECA; CHRISTOFARO, 2004).

Diferentes endoparasitos já foram descritos em quatis incluindo *Trypanosoma cruzi*, *T. evansi* e *T. rangeli* no Mato Grosso do Sul e em São Paulo (FERRIOLLI & BARRETO, 1968; NUNES & OSHIRO, 1990, NUNES *et al.*, 1993, GOMPPER & DECKER, 1998, HERRERA *et al.*, 2008, ALVES *et al.*, 2011). Alves *et al.*, (2016) consideram os quatis importantes mantenedores do ciclo biológico de *T. cruzi* no Mato Grosso do Sul sendo constatado parasitemias nesses animais. Lainson *et al.*, (1989) descreveram *Leishmania shawi* em quatis no Pará.

Dentre os helmintos parasitos, os cestódeos, *Diphyllbothrium trinitatis* e *Atriotaneaia parva* foram descritos no Paraguai (SCHMIDT & MARTIN, 1978). Dos acantocéfalos, *Oncicola* (= *Prosthenorchis*) *luehei* (MACHADO FILHO, 1950; SCHMIDT, 1977) foram identificados em amostras da coleção helmintológica de São Paulo, Mato Grosso, Minas Gerais e do Pará. E dos trematódeos, *Schistosoma mansoni* (RUIZ, 1953; ARTIGAS & PEREZ, 1967; PEREZ & ARTIGAS, 1970) por infecção experimental em São Paulo. Dos nematódeos, já foram descritos *Dioctophyma renale* (CANESE, 1973; MILANELO *et al.*, 2009) no Paraguai e em São Paulo. Também no Paraguai, foram descritos *Dirofilaria acutiuscula* e *Cylicospirura subaequalis* (SEESSEE; WORLEY; MARTIN, 1980).

Vicente *et al.*, (1997) em levantamento de espécies de nematódeos parasitando mamíferos do Brasil, relatam *Dioctophyma renale*, *Dirofilaria incrassata*, *Molineus nasuae*, *Physaloptera semilanceolata*, *Physaloptera* sp., *Toxocara alienata* e *Uncinaria bidens* parasitando *N. nasua*. Vieira *et al.*, (2008), em inventário de helmintos parasitos de carnívoros neotropicais, descreve 16 espécies de helmintos parasitando *N. nasua* no Brasil registrando 13 espécies de nematódeos, duas de cestódeos e uma de acantocéfalo. Sendo estes, *Ancylostoma bidens*, *Angiostrongylus raillieti* (syn. *A. vasorum*), *Atriotaneaia sandgroundi*, *Dioctophyma renale*, *Dioctophyma* sp., *Dirofilaria incrassata*, *Dirofilaria repens*, *Dirofilaria* sp., *Molineus nasuae*, *Oncicola luehei*, *Physaloptera semilanceolata*,

Physaloptera sp., *Taenia crassipoda*, *Toxocara alienata*, *Toxocara canis* e *Uncinaria bidens*.

Moraes (2016) descreve a helmintofauna de quatis do Parque Nacional do Iguaçu, no Paraná, composta por *Ancylostoma braziliensis*, *Athesmia heterolecithodes*, *Atriotenia sandgroundi*, *Filaroides milksi*, *Molineus nasuae*, *M. barbaris*, *M. felineus*, *Neonchicola potosi*, *Physaloptera semilanceolata*, *Strongyloides stercoralis*, *Toxocara alienata* e *Uncinaria bidens*, além de duas novas espécies, *Baruscapillaria krugsekicola* e *Molineus nascimentoi*.

Em Minas Gerais, Almeida (2017) descreveu uma nova espécie de *Angiostrongylus* parasitando artérias mesentéricas de *N. nasua* do Parque das Mangabeiras de Belo Horizonte-Minas Gerais, denominada *Angiostrongylus minasensis*.

2. JUSTIFICATIVA

Os quatis, procionídeos antropofílicos, quando presentes em áreas de conservação, inseridas próximo das cidades, sobretudo em locais onde a ocupação humana ocorre sem planejamento, intensifica o contato desses animais com os seres humanos e animais domésticos e silvestres, principalmente porque os alimentos são frequentemente ofertados e/ou disponíveis em lixeiras. Essa relação próxima entre animais silvestres, animais domésticos e/ou humanos favorece a circulação de agentes infecciosos, bem como, novos nichos ecológicos na cadeia de transmissão de doenças. Entretanto, o parasitismo em quatis ainda é pouco estudado.

Desse modo, este estudo visa contribuir para o conhecimento sobre a diversidade de helmintos presentes nos quatis do Parque das Mangabeiras. Cujos resultados gerados poderão contribuir ao entendimento sobre a associação entre quatis e os helmintos, assim como, auxiliar na implementação de projetos de educação em saúde, manejo na área estudada, investigação de possíveis relações existentes entre os animais domésticos e silvestres do parque e na conservação da espécie no local.

3. OBJETIVO GERAL

- Identificar a helmintofauna de quatis mortos por atropelamento no Parque das Mangabeiras, Belo Horizonte, Minas Gerais, Brasil.

3.1 Objetivos Específicos

- Identificar e descrever as espécies de nematódeos encontradas nos quatis *Nasua nasua* mortos por atropelamento de no Parque das Mangabeiras, Belo Horizonte, Minas Gerais recuperados em necropsia;
- Identificar morfológica e molecularmente, *Gongylonema* sp., recuperados de quatis mortos por atropelamento no Parque das Mangabeiras, Belo Horizonte, Minas Gerais, Brasil;
- Relacionar os ovos recuperados em amostras fecais coletadas no reto dos animais durante a necropsia com as características biológicas dos helmintos recuperados;

CAPÍTULO I

Identificação da helmintofauna de quatis *Nasua nasua* Linnaeus, 1766 mortos por atropelamento no Parque das Mangabeiras, Belo Horizonte, Minas Gerais

1. INTRODUÇÃO

Os helmintos parasitos adultos ocupam diferentes órgãos no hospedeiro definitivo, sendo o principal órgão acometido, o sistema gastrointestinal. Ocorrem também no sistema respiratório, no sistema urogenital, no sistema circulatório, no fígado, na vesícula biliar, no pâncreas, nos ductos biliares e pancreáticos, tecido subcutâneo e nas cavidades corporais (CHUBB; BALL; PARKER, 2009).

Diferentes fatores podem colaborar para a alta densidade populacional de quatis em áreas urbanas antropizadas, como, a constante oferta de alimento e a ausência de predadores, o que pode propiciar o estabelecimento de relação próxima com seres humanos e/ou animais domésticos e silvestres, bem como, novos nichos ecológicos as infecções parasitárias. Com isso, estudos são necessários a fim de determinar a helmintofauna presente em *N. nasua*.

2. MATERIAIS E MÉTODOS

2.1. Área de estudo

O Parque das Mangabeiras está localizado na região sul do município de Belo Horizonte (19°56'S e 43°53'O), Minas Gerais. Considerado patrimônio cultural de Belo Horizonte, o parque é uma Unidade de Conservação que possui uma área de 236 hectares, com altitudes que variam de 300 a 1000 metros. O parque fica situado em uma zona de transição entre Mata Atlântica e os biomas do cerrado, limitado por um fragmento de mata da Mata da Baleia, uma área de mineração, pelos bairros Serra e Mangabeiras e pela Vila Marçola (Figura 2). A vegetação inclui Floresta Estacional Semidecídua, Cerradão, Cerrado *strictu sensu* e Campo Rupestre (PEDERSOLI, 1997; HEMETRIO, 2007). O local serve de atração turística, área de lazer, prática de esportes para a população e recebe em média 20 mil visitantes por mês.

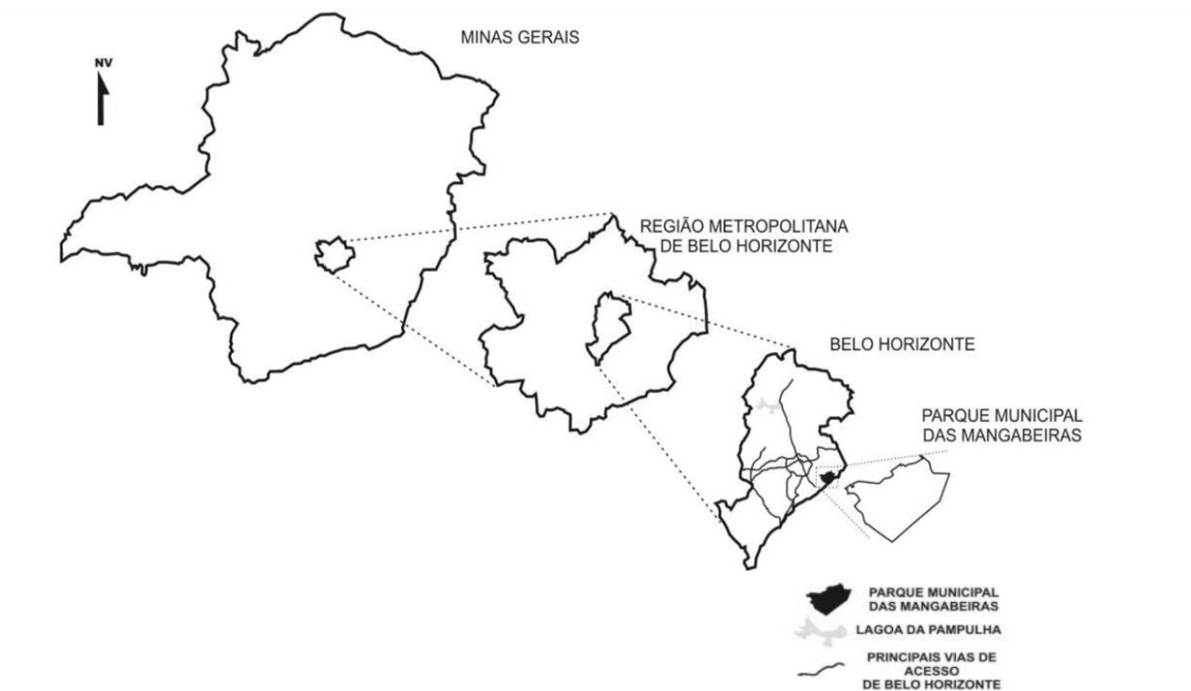


FIGURA 2: Localização do Parque das Mangabeiras, Belo Horizonte, MG. Fonte: Mapas do Geominas (arquivos digitais) e Prodabel. (HEMETRIO, 2011).

Foram registradas no parque 320 espécies de plantas, 168 espécies de aves, 16 espécies de mamíferos, 19 anfíbios e 20 répteis (CÂMARA & LESSA, 1994; HEMETRIO 2007). A mastofauna do Parque é representada por 6 ordens Carnivora, Primates, Edentata, Marsupialia, Rodentia e Lagomorfa, sendo os quatis, os representantes abundantes da ordem Carnivora, *Galictis cuja* (furão) e *Cerdocyon thous* (raposinha), tem sido relatado em casos esporádicos pelo parque (ALVES-COSTA, 1998; HEMETRIO, 2007). Demais mamíferos comumente observados no Parque são: *Callithrix penicillata* (Mico-estrela), *Sciurus ingrami* (esquilo caxinguelê) e *Didelphis albiventris* (gambá-de- orelha-branca) (ALVES-COSTA, 1998).

2.2.Obtenção dos parasitos

No período de agosto de 2016 a agosto de 2018, os quatis atropelados e mortos dentro dos limites do Parque das Mangabeiras e em seu entorno foram recolhidos, acondicionados em saco plásticos identificados, alocados em caixa de isopor contendo gelo e enviados ao Laboratório de Helminologia Veterinária (LabHelVet) do Instituto de Ciências Biológicas

(ICB) da Universidade Federal de Minas Gerais (UFMG), para serem necropsiados. Tal procedimento autorizado pelo Sistema de Autorização e Informação em Biodiversidade (SISBIO), do Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade – ICMBio, com os números 39817-1 e 54546-1 e aprovado pelo Comitê de Ética no Uso de Animais da UFMG (CEUA/UFMG) conforme protocolo número 306/2017.

2.3.Necropsia

Após identificação do animal, sexo, idade (adulto e jovem), o mesmo foi colocado em decúbito dorsal, retirada a pele com auxílio de faca e tesoura. Em seguida realizou-se a abertura da cavidade torácica e abdominal seguindo a linha alba quando observou-se pela inspeção visual a superfície dos órgãos, à procura de parasitos ou qualquer anormalidade sugestiva de parasitismo. Também foram inspecionados o tecido muscular esquelético e o tecido subcutâneo. As vísceras foram colocadas em um pirex contendo solução fisiológica 0,85% separadas individualmente e examinadas.

As extremidades do esôfago, estômago, intestino delgado e intestino grosso foram ligados com barbante, evitando a mistura de conteúdo do trato digestivo. Seccionou-se órgãos sólidos como, fígado, baço e rins em fragmentos de 2 cm, em seguida os tecidos foram lavados em tamis com a abertura da malha de 0,250 mm, sob jatos de água de torneira. Transferiu-se o conteúdo de cada órgão para pirex e aos poucos para placa de Petri para exame e coleta dos helmintos, com o auxílio estilete e do microscópio estereoscópio 40x.

Os órgãos do sistema digestivo foram abertos com uma incisão longitudinal com tesoura e o conteúdo transferido para pirex ou placas de Petri identificados. Após a retirada do conteúdo, examinou-se a mucosa, realizou-se raspagem para coleta de parasitos aderidos ou encistados. O conteúdo desses órgãos foi lavado em tamis com a abertura da malha de 0,250 mm, seguido de análise no microscópio estereoscópico (40x) em placa de Petri. Os helmintos foram coletados com o auxílio de estilete e transferidos para placa de Petri com solução de salina 0,85%.

Os cestódeos coletados do conteúdo do sistema digestivo, foram comprimidos entre placas de vidro, fixados com formol 10% a frio, posteriormente corados com aceto-carmim, desidratados em sequência crescente de álcool em tempos variáveis, diafanizados em

creosoto e montados em lâminas com bálsamo do Canadá.

Os nematódeos coletados foram fixados em solução de formol 10% a 80°. Posteriormente, foram quantificados, diafanizados em lactofenol de Amann e colocados entre lâmina e lamínula de vidro para observação em microscópio óptico. A morfometria dos exemplares de maior comprimento, bem como o registro das estruturas de importância taxonômica foram feitos em microscópio estereoscópico Leica (M250C), acoplado à câmera digital.

Alguns exemplares foram selecionados para análise morfológica e morfométrica, por meio das imagens digitais (AxioVision 4.8 /Carl Zeiss Vision software). Os desenhos foram realizados, utilizando microscópio óptico (Wild M1283224), acoplado à câmara clara. Identificou-se os espécimes com auxílio de chaves específicas: Yamaguti, 1961; Skrjabin *et al.* 1969a, 1969b; Anderson *et al.*, 2009 e Vicente *et al.*, 1997 e baseando-se nas características morfológicas e por meio de artigos científicos contendo descrições específicas.

2.4.Exame coproparasitológico

As amostras de fezes foram coletadas diretamente do reto dos animais durante a necropsia, fixadas em formol 10% para exame coproparasitológico pelo método de centrífugo-sedimentação e analisadas em microscópio óptico e as imagens capturadas pela câmera (AxioVision 4.8/Carl Zeiss Vision software). Em seguida, foi comparado os resultados do exame de fezes com as características biológicas dos helmintos adultos recuperados.

3. RESULTADOS

3.1. Helmintofauna dos quatis

Foram necropsiados 34 quatis encontrados mortos por atropelamento dentro e no entorno no Parque das Mangabeiras. Dos 34 quatis necropsiados, 14 eram machos e 20 fêmeas. Foram recuperados helmintos dos filós Nematoda, Acanthocephala e da classe Cestoda. Observou-se que 100% dos animais estavam parasitados e destes, 94,1% (32/34) apresentando mais de uma espécie de helminto.

Foram identificados: *Physaloptera semilanceolata* no esôfago e estômago de 44,1% (15/34); *Toxocara alienata* em 20,5% (7/34), *Uncinaria bidens* em 11,7% (4/34), *Molineus nasuae* em 50% (17/34) e *Capillaria* sp. em 20,6% (7/34) no intestino delgado; *Capillaria feliscati* em 14,7% (5/34) nos rins e bexiga; *Gongylonema* sp. em 41,2% (14/34) no pulmão e na luz do esôfago. Representantes da classe Cestoda em 70,6% (24/34) e da ordem Pseudophillidea em 8,82% (3/34) dos animais parasitando o intestino delgado e do filo Acanthocephala em 70,6% (24/34) parasitando o intestino grosso. Almeida (2017) identificou *Angiostrongylus minasensis* parasitando as artérias mesentéricas do intestino de 47,1% (16/34) (Figura 3).

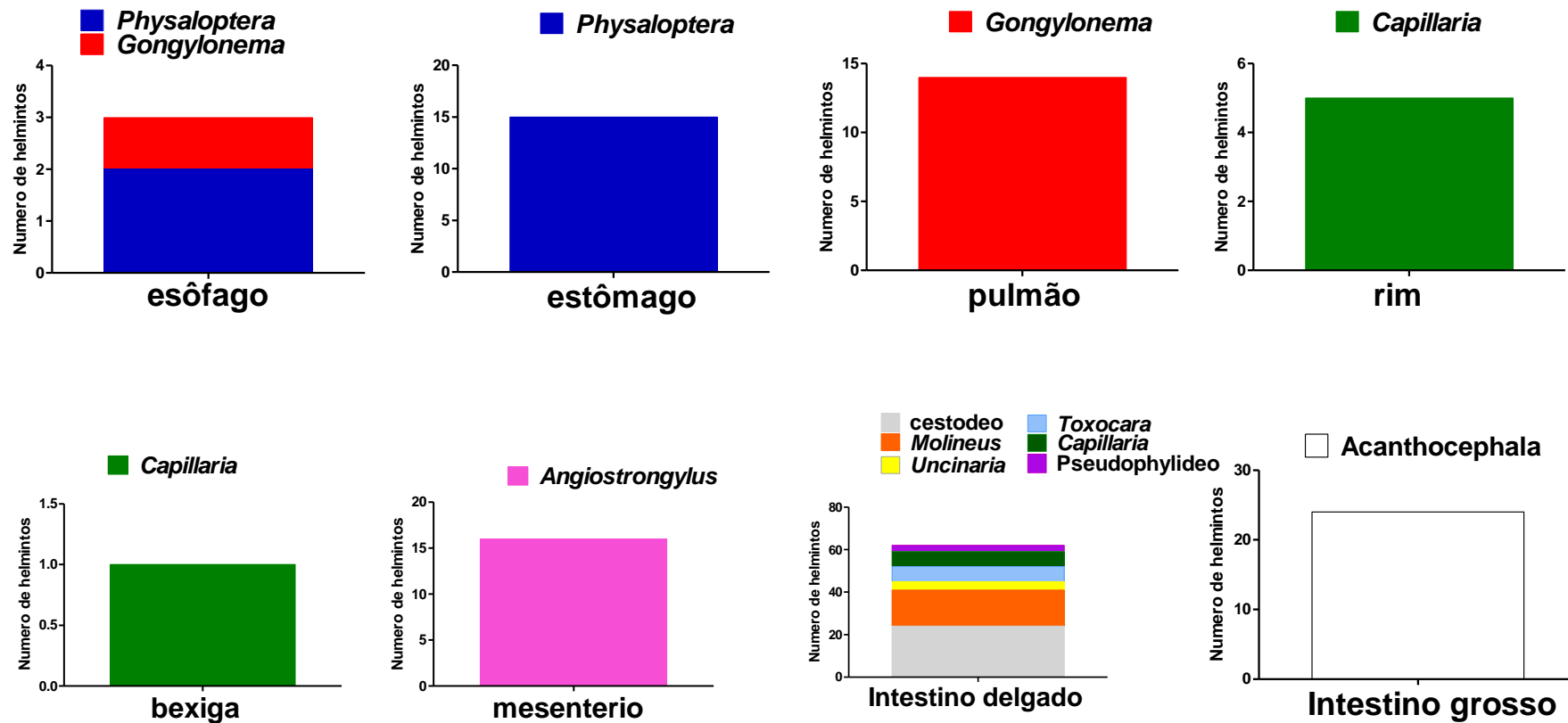


FIGURA 3: Helmintos recuperados de *Nasua nasua* oriundos do Parque das Mangabeiras, Belo Horizonte, Minas Gerais no período de agosto de 2016 a agosto de 2018.

Das amostras avaliadas qualitativamente em exame coproparasitológico, observou-se ovos em três das amostras coletadas, conforme quadro 1. Os ovos do filo Acanthocephala mediam 0,067 x 0,037 (**Figura 4a**), da ordem Spirurida 0,049 x 0,032 (**Figura 4b**) e do gênero *Capillaria* 0,061 x 0,030 mm (**Figura 4c**).

Quadro 1 – Resultado qualitativo do exame coproparasitológico de *Nasua nasua* conforme identificação taxonômica.

Identificação do Quati	Resultado Qualitativo	Identificação
Quati 22	Positivo	<i>Capillaria</i> sp.
Quati 32	Positivo	Acanthocephala
Quati 33	Positivo	Acanthocephala e Spirurida

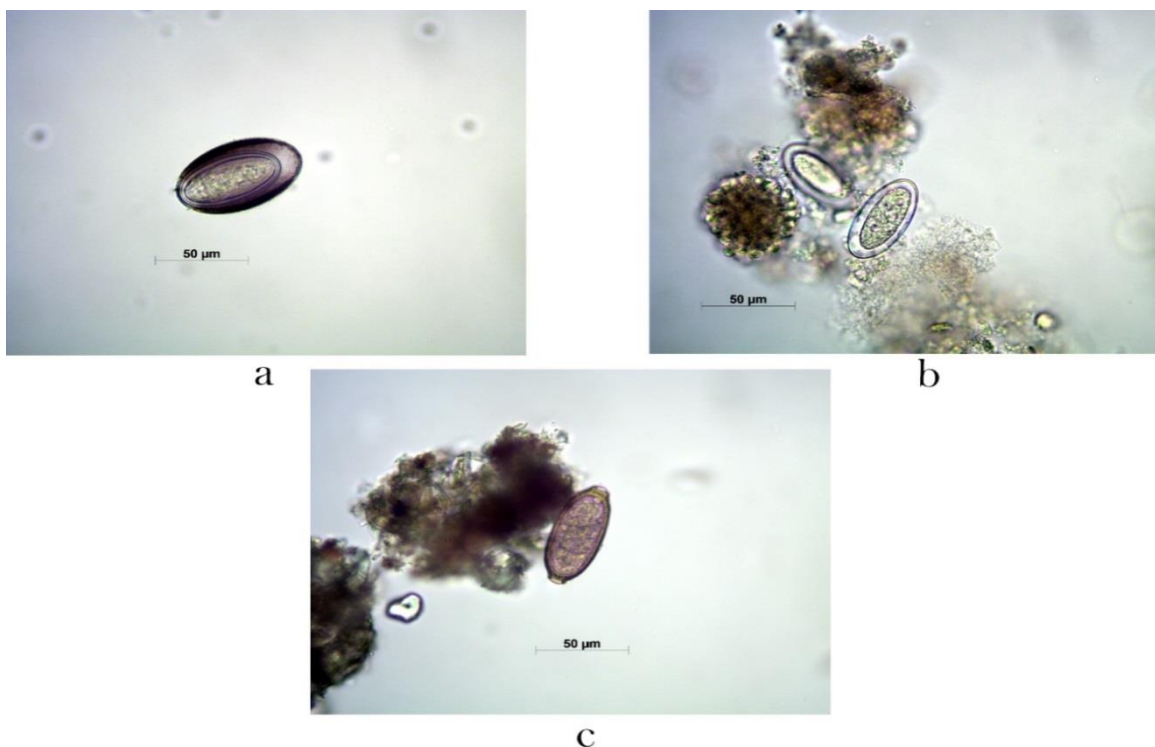


FIGURA 4: Resultado qualitativo do exame coproparasitológico de *Nasua nasua*. Ovo do filo Acanthocephala encontrados no exame coproparasitológico do Quati 33(a). Ovo da ordem Spirurida visualizado no exame coproparasitológico do Quati 33(b). Ovo do gênero *Capillaria* observado no exame coproparasitológico do Quati 22(c).

4. DISCUSSÃO

Observou-se pela necropsia de *N. nasua*, do Parque das Mangabeiras em Belo Horizonte, Minas Gerais, Brasil, mortos por atropelamento, que todos os animais estavam com endoparasitismo e que a maioria apresentava mais de uma espécie de helminto. O principal órgão acometido foi o intestino, no qual recuperou-se representantes de cestódeos, acantocéfalos e nematódeos.

Também observou-se pela primeira vez a presença de *Gongylonema* sp. parasitando o pulmão e esôfago, *Capillaria feliscati* na bexiga de *N. nasua* e *Capillaria* sp. no intestino delgado.

Esses dados sugerem que a alta densidade de animais na área do parque além da elevada proximidade entre animais domésticos e/ou silvestres pode ter favorecido a diversidade de helmintos que estes animais albergam.

Demais helmintos identificados em *N. nasua* foram *Physaloptera semilanceolata*, *Toxocara alienata*, *Uncinaria bidens* e *Molineus nasuae*, semelhantes aos resultados descritos por Moraes (2016) que descreve a helmintofauna de quatis do Parque Nacional do Iguaçu, no Paraná, Brasil.

No exame coproparasitológico, foram observados poucos ovos nas amostras examinadas e muitas vezes degenerados, esse fato pode ter sido influenciado pelo intervalo de tempo entre a coleta do animal até o acondicionamento adequado e fixação das amostras. Outro fator que pode ter sido limitante no achado de formas infectantes dos helmintos é oscilação da eliminação dos ovos no bolo fecal.

Das amostras positivas, foram observados ovos do filo Acanthocephala, da ordem Spirurida e do gênero *Capillaria*. Os achados coproparasitológicos estão de acordo com a helmintofauna os adultos recuperados em necropsia. Os ovos característicos a ordem Spirurida podem estar relacionados ao parasitismo por *Gongylonema* sp. ou *Physaloptera semilanceolata*, identificados parasitando *N. nasua*, na amostra em questão foram identificados *Physaloptera semilanceolata* parasitando o estômago do animal. Enquanto ovos providos de características compatíveis ao gênero *Capillaria* sp., provavelmente estão relacionados ao parasitismo identificado no intestino delgado, uma vez que a outra espécie identificada parasita

o sistema urinário. A identificação de ovos do filo Acanthocephala também está condizente com o parasitismo com o parasito adulto recuperado em necropsia.

Vale ressaltar que o método de escolha para a análise permite a ampla identificação e diagnóstico de ovos e larvas de helmintos. Portanto, o baixo número de ovos observados não foi uma limitação da técnica adotada.

5. CONCLUSÃO

- Os quatis *Nasua nasua* do Parque das Mangabeiras, Belo Horizonte, Minas Gerais, Brasil são parasitados por helmintos dos filos Nematoda, Acanthocephala e da classe Cestoda.

- *Gongylonema* sp. *Physaloptera semilanceolata*, *Uncinaria bidens*, *Capillaria feliscati*, *Capillaria* sp. e *Molineus nasuae* parasitam quatis no Parque das Mangabeiras, Belo Horizonte, Minas Gerais, são parasitados por.

- Ao exame parasitológico, ovos do filo Acanthocephala, da ordem Spirurida e do gênero *Capillaria* são compatíveis ao parasitismo nos animais.

CAPÍTULO II

***Gongylonema* sp. Molin, 1857 em *Nasua nasua* Linnaeus, 1766, no Parque das Mangabeiras, Belo Horizonte, Minas Gerais, Brasil**

1. INTRODUÇÃO

As espécies de *Gongylonema* Molin, 1857 (Spirurida: Gongylonematidae) também conhecida como “verme do esôfago”, localizam-se no epitélio do trato digestivo superior de mamíferos e aves, domésticos e silvestres (YAMAGUTI, 1961; KIRKPATRICK *et al.*, 1986; MOWLAVI *et al.*, 2009; MUKARATIRWA; PILLAY; MUNSAMMY, 2010; KINSELLA; ROBLES; PREISSER, 2016).

Gongylonema spp. tem distribuição cosmopolita, sendo que *Gongylonema pulchrum* foi descrito em mamíferos em todo o mundo, como bovinos, ovelhas, cabras, burros, cervídeos, equinos, camelos, ursos, porcos, primatas não humanos e acidentalmente em humanos (LICHTENFELS, 1971; KIRKPATRICK *et al.*, 1986; VARCASIA *et al.*, 2017). Esses nematódeos parasitam a cavidade oral, incluindo lábios, gengivas, língua e palato de uma variedade de mamíferos (ALICATA, 1935; LICHTENFELS, 1971; KIRKPATRICK *et al.*, 1986). O parasitismo por esse nematódeo é geralmente latente e amplamente distribuído, tendo sido relatado aproximadamente 150 casos infecção na região superior do trato digestivo por *G. pulchrum* em seres humanos, desde o primeiro relato de caso na Itália (PESSON *et al.*, 2013; VARCASIA *et al.*, 2017). Vale ressaltar que, Waisberg *et al.*, (2018) descreveram pela primeira vez, uveíte devido a infecção por *Gongylonema* sp. em paciente em Belo Horizonte, Minas Gerais.

O ciclo biológico é indireto, sendo descritos coleópteros coprófagos, *Copris minutus* e *Phanaeus vindex*, e a barata *Blatella germanica* como hospedeiros intermediários. Quando adultos os nematódeos penetram, migram em túneis sinuosos característicos no epitélio do trato digestivo dos hospedeiros definitivos, onde fazem a postura de ovos embrionados que ao alcançarem as fezes, atinge ambiente podendo ser então ingeridos por besouros coprófagos e/ou baratas (ALICATA, 1935, MUKARATIRWA; PILLAY; MUNSAMMY, 2010; VARCASIA *et al.*, 2017). Nos artrópodes, a larva de primeiro estágio (L1) sai do ovo, faz a primeira muda

na hemocele onde se desenvolve até terceiro estágio (L3) em aproximadamente 30 dias, nessa fase ficam encapsuladas nos músculos do hospedeiro intermediário (PESSON *et al*, 2013; VARCASIA *et al*, 2017). A transmissão aos hospedeiros definitivos ocorre pela ingestão de hospedeiros intermediários e/ou água contaminada com L3, forma infectante (LICHTENFELS, 1971, MUKARATIRWA; PILLAY; MUNSAMMY, 2010; PESSON *et al*, 2013; VARCASIA *et al*, 2017).

Embora não haja uma revisão taxonômica do gênero desde Yamaguti, 1961, atualmente são descritas cerca de 50 espécies, das quais 10 são descritas parasitando aves (Quadro 2 e 3). Atualmente, oito destas espécies são consideradas sinônimas de *G. pulchrum*. Das espécies descritas parasitando mamíferos, 15 são descritas parasitando roedores (YAMAGUTI, 1961; SKRJABIN; SOBOLEV; IVASHKIN, 1967; KINSELLA; ROBLES; PREISSER, 2016).

Quadro 2 – Espécies de *Gongylonema* sp. descritas em diferentes hospedeiros.

Hospedeiro	Espécie	Localidade	Referência
<i>Mus musculus</i>	<i>Gongylonema musculi</i> (Espécie tipo)	Europa	(Rud,1819) Neum, 1894
<i>Tayassus tayacu</i>	<i>Gongylonema baylisi</i>	Brasil	Freitas & Lent, 1937
<i>Dipodilla campestris</i>	<i>Gongylonema brevispiculum</i>	Argélia	Seurat, 1914
<i>Cebus capucinus</i>	<i>Gongylonema capucinus</i>	Índia	Maplestone, 1939
<i>Equus caballus</i>	* <i>Gongylonema confusum</i>	Egito	Sonsino, 1896
<i>Ursus arctos</i>	* <i>Gongylonema contortum</i>	Europa	Baylis, 1939
<i>Dipodomys m. merriami</i>	<i>Gongylonema dipodomysis</i>	Califórnia	Kruidenier & Peebles, 1958
<i>Simia innus</i>	* <i>Gongylonema filiforme</i>	—	Molin,1857
<i>Homo sapiens</i>	* <i>Gongylonema hominis</i>	Estados Unidos	Stiles, 1921
<i>Homo sapiens</i>	* <i>Gongylonema labiale</i>	Itália	Pane,1864
<i>Citellus musicus</i>	<i>Gongylonema longispiculum</i>	Rússia	Schulz,1927
<i>Citellus musicus planicola</i>	<i>Gongylonema l. longispiculum</i>	—	Schulz,1927
<i>Spalax picrophthalmus</i>	<i>Gongylonema l. spalacis</i>		Schulz,1927
<i>Macacus rhesus</i>	<i>Gongylonema macrogubernaculum</i>	Rússia	Lubimov, 1931
<i>Silenus rhesus</i>	* <i>Gongylonema microgubernaculum</i>	Índia	Gebauer, 1933
<i>Ovis aries; Capra aegagrus hircus</i>	<i>Gongylonema oennigi</i>	Chipre	Baylis,1926
<i>Erinaceus algirus</i>	* <i>Gongylonema mucronatum</i>	Argélia	Seurat, 1916

<i>Mus decumanus, Rattus rattus, Rattus norvegicus, Mus musculus, Mus wagneri, Oryctolagus cuniculus, Erinaceus europaeus, Periplaneta americana</i>	<i>*Gongylonema neoplasticum (Syn. Gongylonema problematicum Schulz, 1924; Gongylonema orientale Yokogawa, 1925)</i>	Dinamarca, Argélia, Argentina, Áustria, Brasil, Inglaterra, França, Japão, Portugal, Filipinas, Rússia, Suriname, Estados Unidos, Venezuela	Fibiger & Ditlevsen, 1914
<i>Erinaceus europaeus romanicus</i>	<i>Gongylonema nitsulescui</i>	Romênia	Métiam, 1953
<i>Bos taurus</i>	<i>*Gongylonema orientale bovis</i>	Turquia	Nevzat, 1934
<i>Peromyscus maniculatus rufinus</i>	<i>Gongylonema peromysci</i>	Estados Unidos	Kruidenier et Peebles, 1958
Muridae	<i>Gongylonema problematicum</i>	Rússia	Schulz, 1924
<i>Sus scrofa fera, Erinaceus algirus, Macroscelides rozeti, macacus sinicus, Sylvicapra sp., Redunca redunca, Didelphis, Odocoileus, Mephitis, Tragelaphus, Tragulus sp., Cebus, Ateles, ocasionalmente o homem.</i>	<i>Gongylonema pulchrum</i>	—	Molin, 1857
<i>Sus scrofa</i>	<i>*Gongylonema ransomi</i>		Chapin, 1922
<i>Okapia johnstoni</i>	<i>Gongylonema rodhaini</i>	Congo Belga	Fain, 1948
<i>Saimiris sciureus</i>	<i>Gongylonema saimirisi</i>	Brasil	Artigas, 1933
<i>Sciurus vulgaris mantshuricus</i>	<i>Gongylonema sciurus</i>	Rússia	Lubimov, 1935
<i>Equus caballus, Bos taurus, Ovis aries, Capra aegagrus hircus</i>	<i>*Gongylonema scutatum</i>	Europa	Leuckart, 1873
<i>Silvisorex sorella gemmeus, S. granti, Crodidura bicolor, C. jacksoni denti, C. ossicentalis</i>	<i>Gongylonema soricis</i>	Congo Belga	Fain, 1955
<i>Spalax microphthalmus</i>	<i>Gongylonema spalacis</i>	Rússia	Schulz, 1928
<i>Cervus dama</i>	<i>*Gongylonema spirale</i>	Europe	Molin, 1857
<i>Homo sapiens</i>	<i>*Gongylonema subtile</i>	Itália	Alessandrini, 1914
<i>Ursus arctos</i>	<i>*Gongylonema ursi</i>	Europa	Duj, 1845
<i>Ovis aries, Capra aegagrus hircus, Bos taurus, Bos taurus indicus, Odocoileus virginianus, Capra sibirica</i>	<i>Gongylonema verrucosum</i>	Índia, África, América do Norte, Chipre, Formosa, Austrália	Giles, 1892
<i>Mus musculus e Gerbillus</i>	<i>Gongylonema aegypti n.</i>	Egito	Ashour &

<i>gerbillus</i>	sp.		Lewis 1986
<i>Corvus monedula</i>	<i>Gongylonema (Progongylonema) pacoi</i>	Espanha	Hernandez- Rodriguez & Gutierrez Palomino, 1992
<i>Aleactura lathamii</i>	<i>Gongylonema alecturae</i>	Turquia	Johnston & Mawson, 1942
<i>Corvus monedula</i>	<i>Gongylonema (Progongylonema) pacoi</i>	Espanha	Hernandez- Rodriguez & Gutierrez Palomino, 1992
<i>Sigmodon hispidus</i>	<i>Gongylonema archboldi</i>	Estados Unidos	Kinsella, Robles, & Preisser, 2016
<i>Rattus fuscipes murrayi</i>	<i>Gongylonema beveridgei</i>	Austrália	Mawson, 1971
<i>Dipodillus campestris</i>	<i>Gongylonema brevispiculum</i>	Tunísia	Seurat, 1915
<i>Gallus domesticus</i>	<i>Gongylonema caucasica</i>	Geórgia	Kurazhwili, 1941
<i>Cebus capucinus</i>	<i>Gongylonema capucini</i>	Índia	Maplestone, 1939
Aves de criação, <i>Francolinus squamatus schuetti</i>	<i>Gongylonema congolense</i> (Syn. <i>Gongylonema gendrei</i> Prod'hon, 1967)	Angola, Congo Ruanda-Urundi	Fain, 1955
<i>Gallus g. domesticus</i>	<i>Gongylonema crami</i>	Indonésia	Smit & Notosoediro, 1926
<i>Matomys sp.</i>	<i>Gongylonema dupuisi</i>	República Centro- Africana	Quentin, 1965
<i>Falco subbuteo</i>	<i>Gongylonema falconis</i>	Rússia	Oschamarin, 1963
<i>Bandicota bengalensis</i>	<i>Gongylonema fotedari</i>	Índia	Gupta & Trivedi, 1985
<i>Gallus domesticus</i>	<i>Gongylonema freitasi</i>	Brasil	Costa, 1964
<i>Gallus domesticus</i>	<i>Gongylonema graberi</i>	França	Barre, 1980

<i>Metopidius indicus</i>	<i>Gongylonema indica</i>	—	Kumar, 1977
Galinhas filipinas	<i>Gongylonema ingluvicola</i>	Florida	Ransom, 1904
<i>Mastomys erythroleucus</i>	<i>Gongylonema madeleinensis</i>	Senegal	Diouf <i>et al.</i> , 1997
<i>Didelphis aurita</i>	<i>Gongylonema marsupialis</i>	Brasil	Vaz and Pereira, 1934
<i>Phasianus colchicus</i>	<i>Gongylonema mesasiatica</i>	Uzbequistão	Sultanov, 1961
<i>Metopidius indicus</i>	<i>Gongylonema metopidiusi</i>	Índia	Gupta & Kumar, 1977
<i>Ovis aries</i>	<i>Gongylonema monnigi</i>	Índia	Baylis, 1926
<i>Peromyscus maniculatus</i>	<i>Gongylonema mysciphilia</i>	Estados Unidos	Frandsen and Grundmann, 1961
<i>Bubalus bubalis</i>	<i>Gongylonema nepalensis</i>	Nepal	Setsuda <i>et al.</i> , 2015
<i>Pediacetes phasianellus</i>	<i>Gongylonema phasianella</i>	Portugal	Wehr, 1938
<i>Eliomys quercinus ophiusae</i>	<i>Gongylonema pithyusensis</i>	Espanha	Mas-Coma, 1977
<i>Okapia johnstoni</i>	<i>Gongylonema rodhaini</i>	Congo	Fain, 1948
<i>Gallus g. domesticus</i>	<i>Gongylonema sumani</i>	Índia	Bhalerao, 1932
<i>Sylvisorex sorella gemmeus</i>	<i>Gongylonema soricis</i>	Congo, Ruanda	Fain, 1955
<i>Gallus sonneratii</i>	<i>Gongylonema thapari</i>	Índia	Ali, 1968

O asterisco sinaliza as espécies descritas como sinônimas de *Gongylonema pulchrum* e em negrito, as espécies descritas em aves.

Quadro 3 – Espécies de *Gongylonema* spp descritas em aves no Brasil., segundo Vicente et al, 1997.

Hospedeiro	Espécie	Localidade	Referência
<i>Gallus gallus</i>	<i>Gongylonema freitasi</i>	Maranhão; Pará; São Paulo.	Costa, 1964
<i>Gallus gallus; Phasianus colchicus</i>	<i>Gongylonema ingluvicola</i>	Bahia; Pernambuco; Rio Grande do Sul; Rio de Janeiro.	Ransom, 1904; Pinto, Menezes & Gomes, 2004
<i>Gallus gallus</i>	<i>Gongylonema</i> sp.	Distrito Federal.	Carneiro, Pereira, Martins & Freitas, 1980

Em relação ao *G. pulchrum* a constante variação nas estruturas de importância taxonômica parece ser dependente dos hospedeiros não-bovinos o que torna a identificação morfológica difícil, nesse contexto, as técnicas moleculares são consideradas complementares.

Makouloutou *et al.*, (2013b) caracterizaram o gene do RNA ribossômico (rDNA), incluindo espaçador transcrito interno (ITS) 1 e 2, e um da região parcial da subunidade I do citocromo C oxidase (COI) do DNA mitocondrial de *G. pulchrum* recuperados de búfalos do Nepal. Em seguida compararam as sequências de *G. pulchrum* Nepal com *G. pulchrum* de bovinos, cervos, javalis e macacos do Japão e de bovinos do Irã. Os resultados demonstraram proximidade entre as sequências de nucleotídeos rDNA e COI.

Segundo Makouloutou *et al.*, (2013a), em estudos para caracterização dos genótipos de rDNA e haplótipos de DNA mitocondrial (COI) de *G. pulchrum* prevalentes em bovinos e animais silvestres no Japão evidenciaram inserções/deleções de nucleotídeos com algumas substituições de base nas regiões ITS1 e ITS2 além de identificar múltiplas populações de haplótipos do DNA mitocondrial sugerindo que haja a circulação de um ciclo silvestre e um doméstico entre as populações de *G. pulchrum*. Setsuda *et al.*, (2016) também relataram que entre *Gongylonema* spp de dois roedores, caracterizando o rDNA e cox-1 parcial, evidencia-se uma possível variação intraespecífica.

No entanto, essas constatações referente ao *Gongylonema* spp. não são conclusivas, sendo necessário novos levantamentos epidemiológicos para que novas análises moleculares possam ser realizadas, e dessa forma, auxiliar na determinação da divergência genética

intraespecífica em *G. pulchrum* e interespecífica descrita em *Gongylonema* spp. (MAKOULOUTOU *et al.*, 2013a; MAKOULOUTOU *et al.* 2013b).

Sugere-se então que haja a circulação de múltiplas populações ou espécies crípticas de *Gongylonema* spp. que apresentem variações morfológicas sutis, mas distintas, no entanto havendo divergência genética.

2. MATERIAIS E MÉTODOS

A caracterização da Área de estudo; a Obtenção dos parasitos, Necropsia e exame coproparasitológico estão descritas no item 1.1, 1.2, 1.3, 1.4 no capítulo I.

2.1 Extração de DNA, amplificação por reação de PCR e sequenciamento

Cinco exemplares adultos de *Gongylonema* sp. recuperados durante necropsia foram lavados com solução salina 0,85%, e observados em microscópio estereoscópico. Posteriormente, cada espécime foi individualizado, em um tubo de 1.5 mL, identificado, contendo álcool 70%, para posterior extração de DNA genômico. Os exemplares foram colocados em água destilada, 24 horas antes da extração, para a remoção do álcool. Após esse período, foram realizadas mais duas lavagens com água destilada e a secagem em termobloco a 56° C, por cinco minutos.

A extração do DNA genômico foi realizada a partir dos espécimes adultos utilizando *Tri Reagent*[®] (Sigma Life Science). Para dar início ao procedimento, todos os tubos foram equilibrados para o volume de 500 µL com etanol absoluto e centrifugados por 10 minutos a 1098 g. Todo o sobrenadante foi retirado, descartado e logo em seguida adicionado 250 ml de *Tri Reagent*[®]. Cada amostra foi macerada com auxílio de um pistilo e homogeneizada em rotação máxima no vórtex por 3 minutos. As amostras foram incubadas por 15 minutos entre 15 e 30 ° C. Foi adicionado 100 µL de Clorofórmio em cada amostra, as quais foram posteriormente incubadas entre 15 e 30 ° C por 15 minutos. Após esse período, as amostras centrifugadas a 806g por 15 minutos em centrífuga refrigerada. Houve uma separação de fases nas amostras destas, uma inferior fenólica avermelhada (DNA), uma interfase (DNA) e uma fase superior aquosa (RNA). Para a precipitação do DNA foi recolhida toda a fase

fenólica e adicionado 300 µL de etanol puro misturando por inversão. A amostra foi armazenada entre 15 e 30 °C por 3 minutos e posteriormente sedimentado em centrífuga refrigerada a 2000g durante 5 minutos. O fenol-etanol foi removido lavando o *pellet* 2x com 1ml da solução de 0.1M de Citrato de sódio com 10% de etanol. A cada lavagem o DNA foi reservado por 30 minutos entre 15 e 30 °C com agitações periódicas e posteriormente centrifugado por 5 minutos em centrífuga refrigerada. O *pellet* foi ressuspenso em 1ml de etanol 75%, reservado por 20 minutos entre 15 e 30 °C com agitações periódicas e em seguida centrifugado a 2000g por 5 minutos em centrífuga refrigerada. Após secagem a vácuo por 10 minutos, o *pellet* foi dissolvido em NaOH 8mM suficiente para obter 3µg/ml de DNA, reservado mantido a -20 °C até o uso. O DNA total foi quantificado em espectrofotômetro (Nano Drop 2000 - Thermo Scientific). O procedimento de extração de DNA também foi realizado a partir de amostras fixadas em formol 10% seguido o mesmo protocolo citado anteriormente.

A reação em cadeia da polimerase foi realizada a fim de produzir ampliações do gene mitocondrial citocromo c oxidase subunidade I (MT-CO1) utilizando um par de iniciadores universal descrito por Folmer *et al.*(1994) capaz de amplificar uma região do gene comum a 11 filos de invertebrados. A PCR foi realizada conforme Vidigal *et al.* (2002) com algumas modificações. A reação com volume final 10 µl foi conduzida contendo: 1 a 10 ng de DNA molde; tampão (1,5 mM MgCl₂; 50 mM KCl; 10 mM Tris-HCl, pH 8,5); 200 µM cada dNTP; 0,8 U de Taq DNA polimerase e 5,0 pmol de cada iniciador. As reações foram cobertas com uma gota de óleo mineral e submetidas às seguintes condições de amplificação: desnaturação inicial a 95 ° C durante 3 min e, em seguida, 25 ciclos de desnaturação a 95°C durante 1 min, anelamento a 50 °C durante 1 min, extensão a 72 ° C durante 1 min 30 seg, e a extensão final a 72 ° C durante 7 min. Um controle negativo (sem molde de DNA) será incluído em todas as reações.

Adicionalmente, realizou-se a PCR utilizando em cada reação um par de iniciadores específicos (conforme quadro 4) descrito por Makouloutou *et al.*, (2013) e Varcasia *et al.*, (2017) para produzir ampliações do gene MT-CO1 com volume final de 20µL. A reação foi conduzida contendo: 14, 0 µL de RNase free; 2, 0 µL de tampão de reação a 10x; 1,2 µL de MgCl₂ (25mM); 0,4 µL de dNTPs mix (µM); 0,2 µL de Taq DNA polimerase (5U/µl); 1,0 µL

do DNA extraído e 0,6 µL de cada iniciador (10µM).

Quadro 4 – Iniciadores utilizados conforme identificação e descrição.

ID/Alvo	Sequência (5' → 3')	Descrição
Primer Forward	LCO GGT CAA CAA ATC ATA AAG ATA TTG G	Folmer <i>et al.</i> ,1994
Primer Reverse	HCO TAA ACT TCA GGG TGA CCA AAA AAT CA	
Primer Forward	BpCoxI-F1 TTT GGT CAT CCT GAG GTT TAT ATT	Makouloutou <i>et al.</i> , 2013
Primer Reverse	BpCoxI-R1 ATGAAAATGTCTAACTACATAATAAGTA TC	
Primer Forward	Gpul_Cox 1-303F GGC TCC TGA GAT GGC TTT TC	Setsuda <i>et al.</i> ,2018
Primer Reverse	Gpul_Cox 1-R ATG AAA ATG TGC CAC TAC ATA ATA TGT ATC	

As amostras foram colocadas em termociclador (Mastercycler – Eppendorf Termociclador), nas seguintes condições de amplificação: pré-aquecimento a 94°C por 1 minuto, seguido da separação das duplas fitas a 94°C por 30 segundos, em seguida o anelamento dos primers a 47°C por 30 segundos e extensão a 72 °C por 45 segundos. Da separação das duplas fitas a extensão foram realizados 35 ciclos. A extensão final foi realizada a 72 °C por 10 minutos e o resfriamento a 4 °C por 10h.

Para detecção dos produtos amplificados, foi utilizado o método de eletroforese em gel de agarose 1%. Foram adicionados a 2µL do DNA de cada amostra 2µL de Blue Juice com gel red e aplicados no gel deixando correr por 30 minutos. Para visualização em luz ultravioleta, o gel foi colocado em um transluminador.

2.2 Microscopia eletrônica de varredura convencional

Para melhor caracterização das estruturas da superfície externa dos helmintos, quatro exemplares foram preparados para microscopia eletrônica de varredura convencional (SEM) sendo previamente fixados em álcool 70%, hidratados em série crescente de álcool por 72 horas em geladeira e posteriormente fixados em glutaraldeído 2,5% por aproximadamente 48 horas. Em seguida, transferido para o tampão cacodilato de sódio, até posterior andamento ao procedimento de preparação do exemplar. A amostra foi lavada 3x tampão cacodilato 0,1M (10 minutos), pós-fixado em tetróxido de ósmio (OsO₄) 1% (1 hora) na presença do mesmo tampão, lavado 3x em água destilada (10 minutos), inserido em solução ácido tânico 1% diluído em água destilada (20 minutos) preparado no momento de utilização, lavado 3x em água destilada (10 minutos), inserido em tetróxido de ósmio 1% aquoso (1 hora), lavado 3x em água destilada (10 minutos), desidratados em sequência crescente de álcool etílico 30% (10 minutos), 50% (2x 10 minutos), 70% (2x 10 minutos), 80% (2x 10 minutos), 95% (2x 10 minutos), 100% (3x 10 minutos), secados por meio de ponto crítico em CPD 020 (Balzer Union) com CO₂ líquido, montados no suporte porta- amostras (*stub*) e metalizados com 15 nm de Ouro. A análise e preparação do material foi realizada no Centro de Aquisição e Processamento de Imagens (CAPI) do ICB/UFMG e as fotografias realizadas no microscópio eletrônico de varredura FEG Quanta 200 – FEI do Centro de Microscopia da UFMG (CM-UFMG).

3. RESULTADOS

No presente estudo, os exemplares foram recuperados do pulmão e luz do esôfago de 41,2% (14/34) dos animais necropsiados, conforme tabela 1. Dos helmintos encontrados, foram selecionados 7 exemplares (3 machos e 4 fêmeas) que parasitavam o pulmão e a luz do esôfago dos animais para identificação morfológica e morfométrica. Todos os exemplares apresentavam características morfológicas semelhantes, conforme as chaves de Yamaguti, 1961; Skrjabin *et al.* 1969a, 1969b; Anderson *et al.*, 2009 e Vicente *et al.*, 1997.

Tabela 1 – *Gongylonema* sp. em *Nasua nasua* conforme órgão de parasitismo.

Identificação do Quati	Órgão de parasitismo	Número de parasitos
Quati 6	PUL	2♀1♂
Quati 7	PUL	1♂
Quati 8	ESÔ/PUL	1♀1♂
Quati 9	PUL	2♀
Quati 10	PUL	2♀
Quati 12	PUL	1♀1♂
Quati 16	PUL	1♀1♂
Quati 18	PUL	1♂
Quati 21	PUL	2♀
Quati 22	PUL	2♀
Quati 23	PUL	1♀1♂
Quati 25	PUL	1♂
Quati 26	PUL	1♀1♂
Quati 27	PUL	1♂

Legenda: Esô - Esôfago; Pul - pulmão; ♂ - macho; ♀ - fêmea

Descrição:

Geral: Nematódeo de tamanho médio, filiforme apresentando numerosas placas cuticulares irregulares (bossas) na extremidade anterior na região cefálica e esofágica (**Figura 5a, 6a, 6b, 7c**). Apresenta abertura da cápsula bucal cilíndrica e estreita com constrições laterais opostas (**Figura 5a, 7a**). Duas papilas cefálicas laterais e quatro submedianas (**Figura 6c**); papilas cervicais ao nível do anel nervoso (**Figura 5b, 6a, 7b**). O esôfago é longo dividido em porção muscular e glandular. Machos com a cauda levemente torcida; asa caudal geralmente assimétrica (**Figura 5f, 7f**); papilas grandes e pedunculadas em número variável, geralmente quatro a seis pré-cloacais (**Figura 6f, 7h**), duas a quatro pós-cloacais (**Figura 5f**) e um número variável de papilas sésseis próximas à ponta da cauda (**Figura 5f**); espículos muito desiguais (**Figura 5f, 7f**); gubernáculo presente (**Figura 5f, 7g**). Fêmeas com a extremidade abruptamente arredondada (**Figura 5d, 6d**); vulva a uma distância variável adiante do ânus (**Figura 5d, 7d**); úteros divergentes.

Macho (baseado em 3 exemplares): Corpo 9,13 mm [7,1- 9,17 (8,47 ± 1,18)] de comprimento e 0,13 mm [0,12-0,14 (0,13 ± 0,01)] de largura, no terço médio. Esôfago muscular com 0,35mm [0,37-0,45 (0,39 ± 0,05)] e o glandular com 3,75 [2,35 - 3,75 (3,15 ± 0,72)] de comprimento. Cápsula bucal medindo 0,05 de comprimento (**Figura 5a, 7a**). O anel nervoso a 0,21 mm [0,19-0,21 (0,20 ± 0,01)] e o poro excretor a 0,31 mm [0,27-0,31 (0,30 ± 0,03)] da extremidade anterior. A extremidade posterior é levemente curvada ventralmente, com alas caudais estreitas e assimétricas (**Figura 5f, 7f**). As papilas caudais assimétricas, pedunculadas e variáveis em número, com 5 pares pré-cloacais (**Figura 5f, 6f, 7h**) e 4 pares pós-cloacais (**Figura 5f**). Espículos dissimilares e muito desiguais de comprimento (**Figura 5f, 7f**). Espículo direito em forma de barco, 0,07 mm de comprimento, com extremidade distal arredondada e depressão ventral (**Figura 5f**). Espículo esquerdo fino, com ponta de agulha 0,76 mm de comprimento (**Figura 5f**). Gubernáculo medindo 0,06 mm de comprimento (**Figura 5f, 7g**).

Fêmea (baseado em 4 exemplares): Corpo 18,26 mm [16,15-20,25 (18,19 ± 1,7)] de comprimento e 0,19 mm [0,17-0,19 (0,18 ± 0,01)] de largura, no terço médio. Esôfago muscular com 0,54 mm [0,50-0,56 (0,53 ± 0,02)] e o glandular com 4,60 [4,05- 5,06 (4,50 ± 0,43)] de

comprimento. Cápsula bucal medindo 0,04 de comprimento (**Figura 5a**). O anel nervoso a 0,25 mm [0,23-0,26 ($0,25 \pm 0,01$)] e o poro excretor a 0,36 mm [0,33-0,40 ($0,36 \pm 0,02$)] da extremidade anterior (**Figura 5c**). Útero divergente com ovijetor longo e vulva a 0,79 mm [0,79-1,16 ($0,92 \pm 0,16$)] da extremidade posterior do corpo (**Figura 5d, 7d**). A extremidade posterior arredondada (**Figura 5d, 6d, 7d**) e o ânus localizado a 0,16 mm [0,16-0,17 ($0,16 \pm 0,004$)] (**Figura 5d, 6d, 7d**). Os ovos de casca espessa e larvados medem 0,056 mm de comprimento por 0,034 mm de largura (**Figura 5d, 5e, 6d, 7e**).

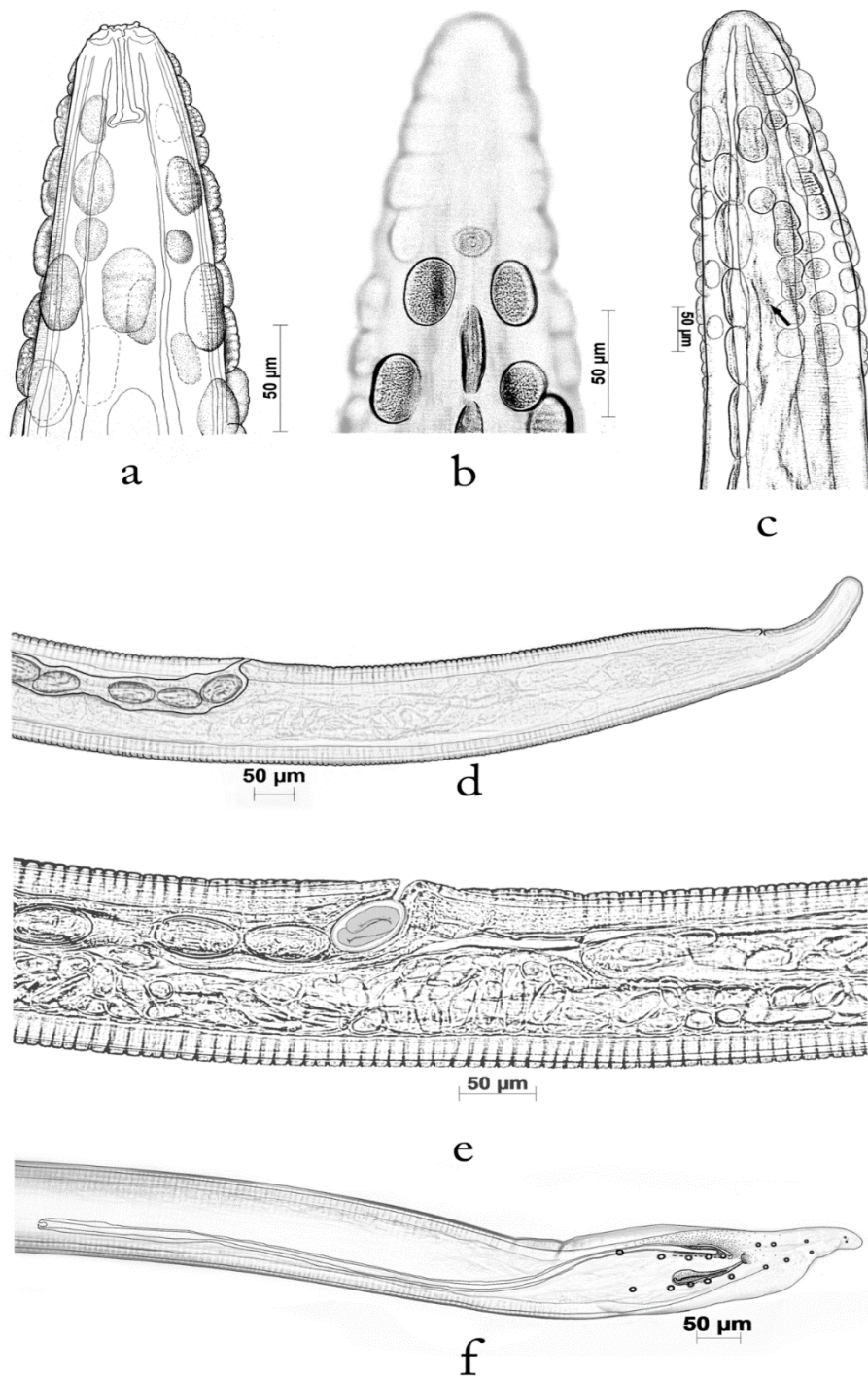


FIGURA 5: Espécimes adultos de *Gongylonema* sp.. Extremidade anterior com inúmeras placas cuticulares (bossas) na região cefálica e esofágica (a). Posicionamento da papila cervical (deirídio) (D) na extremidade anterior (b). Poro excretor (seta) discreto dentro as placas cuticulares (c). Vista lateral da extremidade posterior da fêmea mostrando a distância entre a ponta da cauda, o ânus e a abertura vulvar (d). Em detalhe, vista lateral da abertura vulvar e os ovos (e). Vista ventral da extremidade posterior do macho mostrando espículos dissimilares e muito desiguais, gubernáculo abrigando o espículo esquerdo e a disposição das papilas pré e pós-cloacais (f).

M

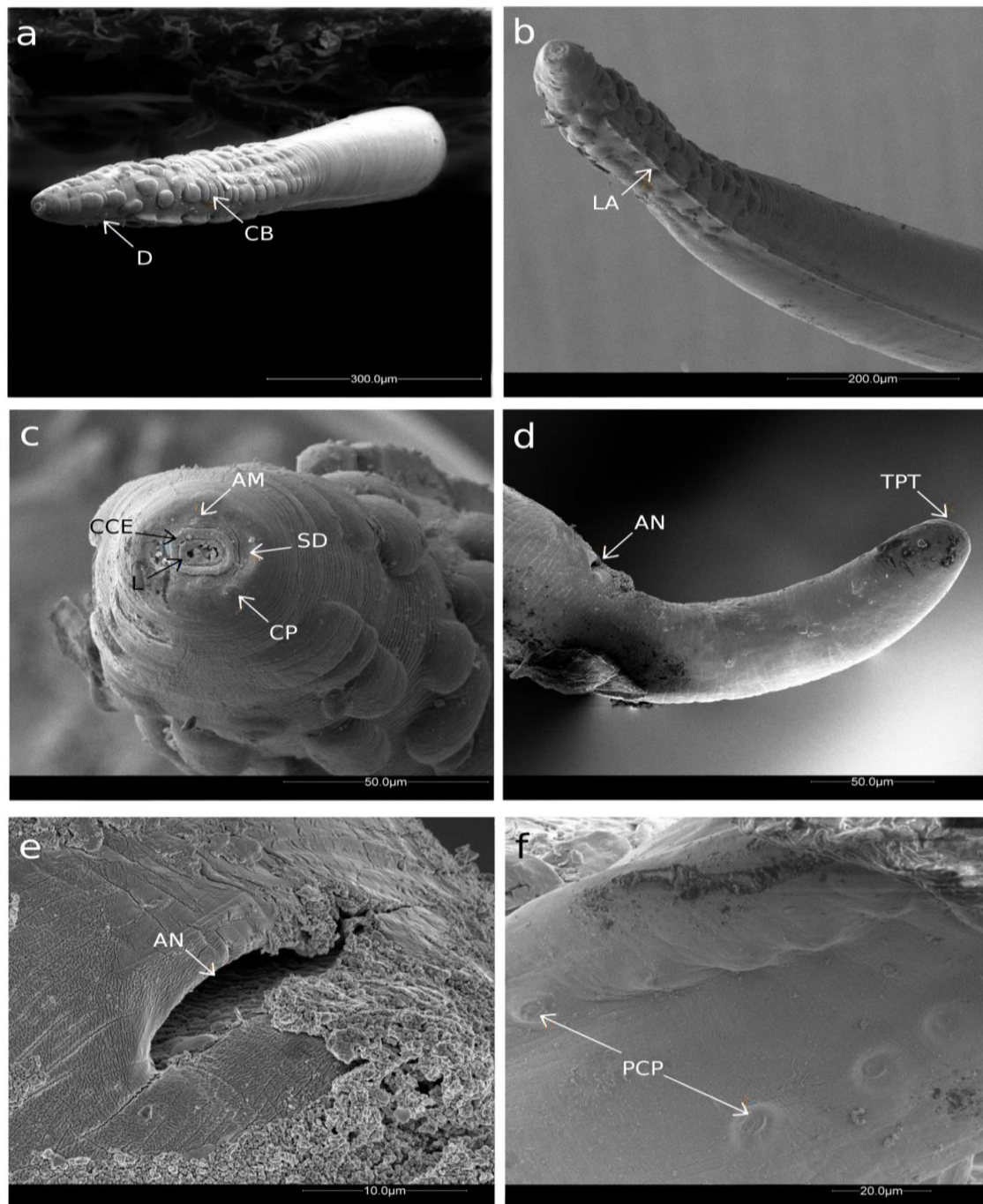


FIGURA 6: Espécimes adultos de *Gongylonema* sp.. Extremidade anterior com inúmeras placas cuticulares (CB) na região cefálica e esofágica evidenciando o posicionamento do deirídio (D) (a). Vista lateral da extremidade anterior mostrando a ala lateral (LA)(b). Vista apical da extremidade anterior evidenciando anfides (AM), depressões semilunares (SD), papila cefálica (CP), lábio (L) e a elevação cuticular circunmoral (CCE) (c). Vista lateral da extremidade posterior da fêmea mostrando o posicionamento do ânus (AN) (d). Em detalhe, vista ventral da abertura anal (AN) (e). Vista ventral da extremidade posterior do macho evidenciando as papilas pré-cloacais (PCP) (h).

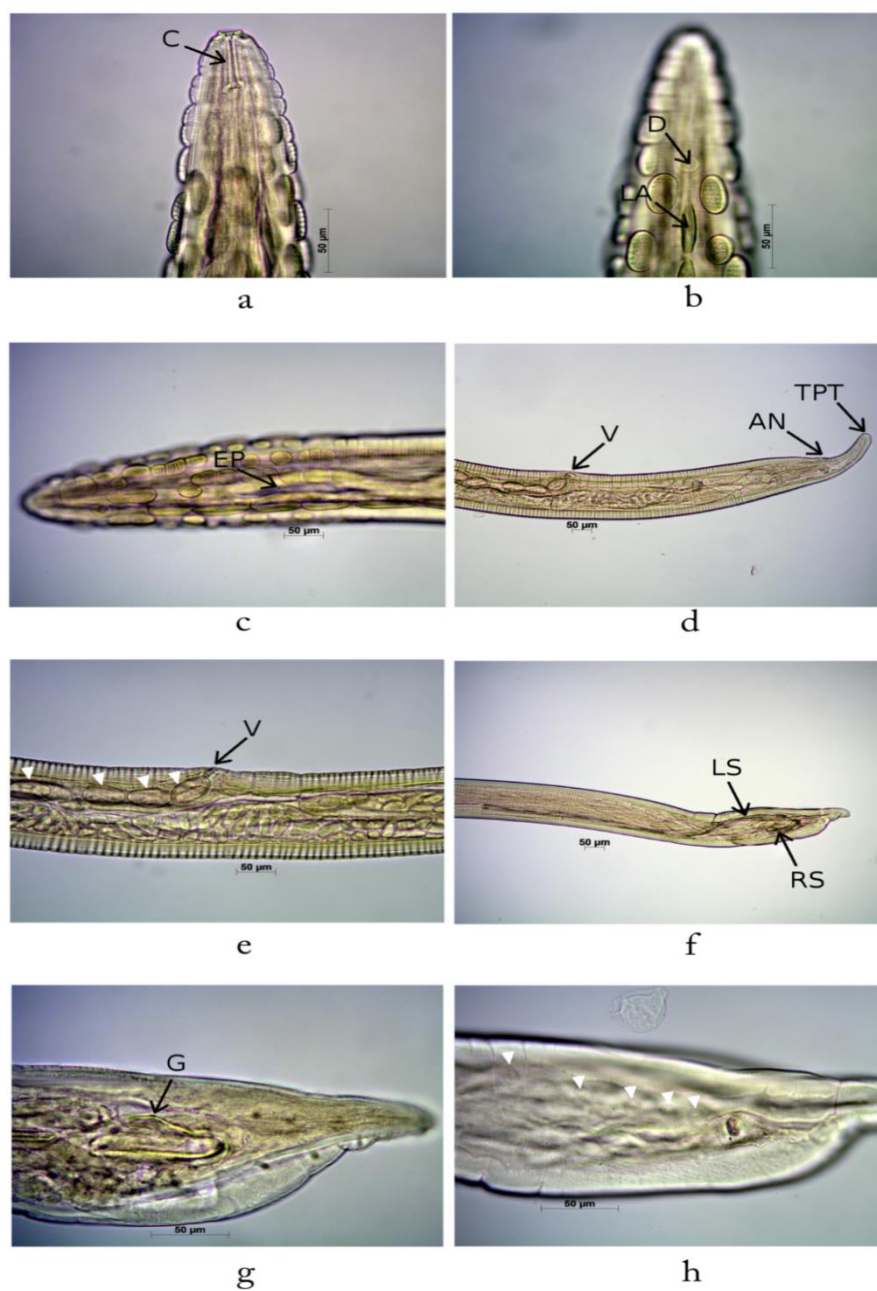


FIGURA 7: Espécimes adultos de *Gongylonema* sp. Extremidade anterior com inúmeras placas cuticulares (bossas) na região cefálica e esofágica evidenciando a cápsula bucal (C)(a). Posicionamento da papila cervical (deirídio) (D) na extremidade anterior e seguido deste, a ala lateral (LA)(b). Poro excretor (EP) discreto dentre as placas cuticulares (c). Vista lateral da extremidade posterior da fêmea mostrando a distância entre a ponta da cauda (TPT), o ânus (AN) e a abertura vulvar (V) (d). Em detalhe, vista lateral da abertura vulvar (V) e os ovos (ponta de seta) (e). Vista ventral da extremidade posterior do macho evidenciando o espículo direito (RS) e espículo esquerdo (LS) em tamanhos desiguais e forma (f). Vista ventral da posterior do macho mostrando asas caudais e o gubernáculo (G) albergando o espículo direito (g). Posterior do macho evidenciando papilas pré-cloacais (ponta de seta) (h).

Os caracteres morfológicos verificados permitiram a identificação do parasito como:

Filo: Nematoda

Classe: Secernentea

Ordem: Spirurida

Superfamília: Spiruroidea (Oerley, 1885)

Família: Gongylonematidae (Hall, 1916 subfam.) Sobolev, 1949

Gênero: *Gongylonema* (Molin, 1857)

3.1 Análise molecular

Após realizada a reação de amplificação por PCR e posterior revelação dos produtos em gel de agarose, no entanto não foram evidenciadas bandas compatíveis ao produto da sequência alvo, tanto para o par de iniciadores universal como para os específicos (Figura 8).

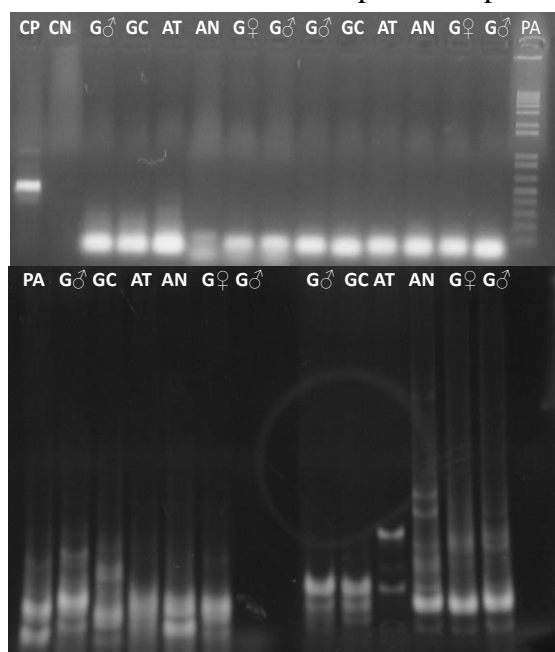


FIGURA 8: Gel de agarose mostrando produtos não compatíveis para os iniciadores LCO/HCO e BpCoxI-F1/BpCoxI-R1. Linha 1: CP: Controle positivo; CN: Controle negativo; Linhas G♂; GC; AT; AN; G♀; G♂: amostras negativas; PA: amostra padrão para a primeira e segunda reação, respectivamente.

4. DISCUSSÃO

O presente estudo é o primeiro registro do parasitismo por *Gongylonema* sp. em quatis e em um local de escolha ao parasitismo diferente do relatado na literatura. Os espécimes foram encontrados no pulmão e na luz do esôfago, não sendo possível determinar o órgão de parasitismo, uma vez que estes podem ter migrado após a morte do animal.

As espécies do gênero *Gongylonema* caracterizam-se pela extremidade cefálica e esofágica ornamentada irregularmente por numerosas bossas cuticulares, espículos nitidamente desiguais em tamanho e pela presença de gubernáculo, segundo Anderson *et al.*, (2009). Atualmente, são descritas cerca de 50 espécies de *Gongylonema* sp. parasitando o epitélio do trato digestivo superior de mamíferos e aves, destas 14 espécies são consideradas por Yamaguti (1961) sinónimas de *G. pulchrum*. Apenas sete espécies de *Gongylonema* sp. são relatadas no Brasil, *G. baylisi*, *G. marsupialis*, *G. neoplasticum*, *G. pulchrum* e *G. saimirisi* em mamíferos e *G. ingluvicola* e *G. freitasi*, em aves (RANSOM & HALL, 1915; FIBIGER & DITLEVSEN; 1914; ARTIGAS, 1933; VAZ & PEREIR, 1934; FREITAS & LENT, 1937; COSTA, 1964; PINTO; MENEZES; GOMES, 2004).

A classificação taxonômica de *Gongylonema* sp. torna-se complexa, uma vez que há grande semelhança morfológica e morfométrica entre as espécies. Há relatos evidenciando variações nas estruturas de importância taxonômica conforme o hospedeiro o que pode dificultar a identificação morfológica e ainda favorecer o surgimento de sinónimas no gênero.

Morfologicamente, os exemplares recuperados de *N. nasua* apresentam morfometria bastante divergente. O tamanho corporal, bem como, o tamanho de espículos e posicionamento da vulva não se assemelham as espécies descritas na literatura. Sendo este, o primeiro relato de *Gongylonema* sp. em *N. nasua* em um órgão de parasitismo distinto do relatado para o gênero associado ao grande número de espécies relatadas parasitando uma gama de hospedeiros, a identificação específica dos exemplares torna-se complexa. Portanto, a infecção por *Gongylonema* sp. em *N. nasua* levanta diferentes questionamentos, diante das variações morfométricas relatadas e quantidade de sinónimas já descritas, assim como, pela possibilidade da espécie recuperada de *N. nasua* se tratar de uma espécie descrita em roedores ou em aves.

Nesse contexto, a biologia molecular mostra-se uma ferramenta complementar, no entanto, Makouloutou *et al.*, (2013a), identificaram múltiplas populações de haplótipos do

DNA mitocondrial e *G. pulchrum* prevalentes em bovinos e animais silvestres no Japão sugerindo que haja a circulação de um ciclo silvestre e um doméstico entre as populações. Setsuda *et al.*, (2016) evidenciaram possível variação intraespecífica entre *Gongylonema* spp. de dois roedores, caracterizando o rDNA e cox-1 parcial.

Embora no presente estudo tenham sido realizadas extrações de amostras fixadas tanto em álcool 70% como em formol e realizada a dosagem do DNA total extraído no espectrofotômetro, não houve amplificação de produtos compatíveis em nenhuma das reações. Inicialmente, a reação foi realizada a partir do primer universal por Folmer *et al.*(1994) que é capaz de amplificar uma região do gene MT-CO1 comum a 11 filos de invertebrados. Adicionalmente, a PCR foi realizada utilizando um par de iniciadores específicos descrito por Makouloutou *et al.*, (2013) e Setsuda *et al.*, (2018) para produzir ampliações do gene MT-CO1.

Os protocolos de extração do DNA e da amplificação por PCR foram cuidadosamente conduzidos, no entanto, presume-se que importantes fatores possam ter influenciado para o insucesso, como: a padronização da temperatura de anelamento dos iniciadores nas reações; a fixação dos exemplares realizada em álcool 70% e temperatura ambiente, visto que, a maioria dos protocolos orienta a fixação em álcool absoluto, para tanto testou-se a extração de exemplares fixados em formol 10% no entanto, a extração também não foi bem sucedida.

5. CONCLUSÃO

- *Gongylonema* sp. parasita o pulmão e a luz do esôfago de *Nasua nasua* do Parque das Mangabeiras, Belo Horizonte, Minas Gerais, Brasil.

CAPÍTULO III

***Physaloptera semilanceolata* Molin, 1860 em *Nasua nasua* Linnaeus, 1766, no Parque das Mangabeiras, Belo Horizonte, Minas Gerais, Brasil.**

1. INTRODUÇÃO

Nematódeos do gênero *Physaloptera* Rudolphi, 1819 (Nematoda: Physalopteridae) parasitam comumente o trato digestivo de animais domésticos e silvestres, geralmente aderido à mucosa do estômago, de mamíferos, aves, sobretudo, as aves de rapina, répteis e ocasionalmente anfíbios (ORTLEPP, 1922; ANDERSON *et al.*, 2009). São descritas cerca de 100 espécies do gênero *Physaloptera* das quais duas foram descritas em anfíbios, nove em répteis, 24 em aves e 67 em mamíferos (PEREIRA *et al.*, 2012).

Os representantes do gênero *Physaloptera* sp. apresentam um notável colar cefálico resultante da expansão cuticular, pseudolábios triangulares provido de um número variável de dentes. Os machos apresentam alas caudais e numerosas papilas.

O ciclo biológico de *Physaloptera* sp. ainda demanda maiores esclarecimentos, no entanto, considera-se que os ovos larvados são eliminados junto com as fezes do hospedeiro definitivo e podem ser ingeridos pelos hospedeiros intermediários invertebrados (grilos, gafanhotos, baratas e besouros) (STUNKARD, 1953; SCHMIDT & ROBERTS, 2009). Após ingerida pelo hospedeiro intermediário, a larva de primeiro estágio (L1) sai do ovo e faz a muda para larva de segundo estágio (L2) de 11 a 16 dias após a infecção. Desenvolve-se em larva de terceiro estágio (L3) no hospedeiro invertebrado, forma infectante para o hospedeiro definitivo, em aproximadamente 12 dias. Acredita-se que haja comumente a participação de hospedeiros paratênicos no ciclo, geralmente répteis, devido aos hábitos alimentares dos hospedeiros definitivos. A infecção acontece pela ingestão do hospedeiro intermediário contendo a L3 e o período pré-patente é de 56 a 85 dias (GRAY & ANDERSON, 1982; STUNKARD, 1953; SCHMIDT & ROBERTS, 2009).

2. MATERIAIS E MÉTODOS

A caracterização da Área de estudo; a Obtenção dos parasitos, Necropsia e Exame coproparasitológico estão descritas no item 1.1, 1.2, 1.3, 1.4 no Capítulo I.

3. RESULTADOS

No presente estudo, 44,1% (15/34) dos quatis necropsiados estavam parasitados, apresentando intensidade de infecção variável (Tabela 2.) Os exemplares recuperados foram encontrados parasitando a luz do estômago e esôfago. Selecionou-se 130 exemplares (62 machos adultos e 68 fêmeas adultas), submetidos à identificação morfológica e morfométrica, conforme as chaves taxonômicas de Yamaguti, 1961; Anderson *et al.*, 2009 e Vicente *et al.*, 1997 e segundo a descrição original de Ortlepp, 1922.

Tabela 2 – *Physaloptera semilanceolata* em *Nasua nasua* conforme órgão de parasitismo.

Identificação do Quati	Órgão de parasitismo	Número de parasitos
Quati 1	EST	1♀
Quati 3	EST	2♀
Quati 4	EST	7♀1♂
Quati 6	ESÔ/ EST	12♀7♂
Quati 7	ESÔ / EST	8♀6♂
Quati 8	EST	7♀6♂

Quati 11	EST	12♀17♂
Quati 15	EST	3♀3♂
Quati 21	EST	3♀1♂
Quati 22	EST	16♀2♂
Quati 25	EST	4♂
Quati 26	EST	7♀8♂
Quati 27	EST	2♀2♂
Quati 32	EST	3♂
Quati 33	EST	3♀4♂

Legenda: Esô - Esôfago; Est - Estômago; ♂ - macho; ♀ - fêmea

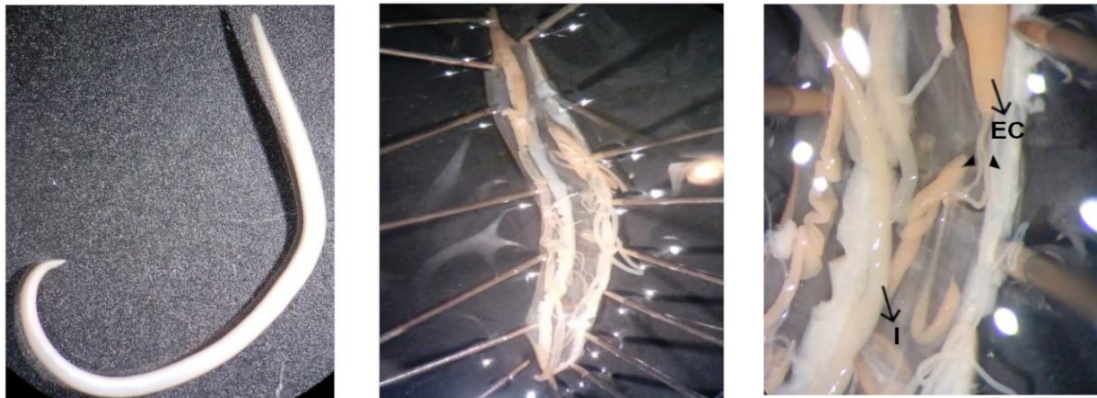
Descrição:

Geral: Exemplares de corpo musculoso com cutícula levemente estriada longitudinalmente. A cutícula reflete-se sobre os lábios formando o colar cefálico (**Figura 10a, 10b**). O esôfago é longo, dividido em uma parte anterior muscular e uma posterior glandular (**Figura 10b**). Dois grandes lábios arredondados (**Figura 10a, 10b**), cada um apicalmente provido de dois grandes dentes terminais, um dente externo marcadamente truncado e um interior. Cada lábio apresenta uma papila subdorsal e um subventral proeminente (**Figura 10b**). Deirídios ou papilas cervicais posteriores ao anel nervoso próximo abertura do poro excretor (**Figura 10a**). Nos machos, a extremidade posterior é pontiaguda, curvada ventralmente, com asas caudais estreitas (**Figura 10g**). Estão dispostas ventralmente, quatro pares de papilas dispostas lateralmente, dos quais,

três destes pré-cloacais (**Figura 10f**) e pedunculados (**Figura 10f**). Três papilas sésseis, pré-cloacal e equidistantes da cloaca sendo a papila central, ligeiramente maior (**Figura 10f**). Pós cloacal, estão dispostas cinco pares de papilas sésseis, destes, os dois primeiros pares estão posicionadas em fila logo após o cloaca, o terceiro par posicionado próximo a junção do segundo sexto da cauda, quarto par ao meio da cauda e quinto par situado no último quarto da cauda (**Figura 10g**). Um pequeno par de papilas entre o quarto e quinto par de papilas foi observado, descrito por Von Drasche (1883) como aberturas dos poros caudais (**Figura 10g**). A superfície ventral é recoberta por filar longitudinais protuberantes e irregulares (**Figura 10f, 10g**). Espículos são ligeiramente desiguais e de mesma espessura, levemente curvados, ambos são cônicos e pontiagudos (**Figura 10h**). As fêmeas apresentavam corpo arredondado de espessura relativamente uniforme, cauda voltada à superfície dorsal e estreita em direção a extremidade (**Figura 10e**). A vulva anterior ao meio do corpo, em alguns espécimes analisados, posicionada na direção da extremidade posterior do esôfago, nos demais posterior a esta (**Figura 10c, 10d**). Apresenta vagina longa que posteriormente se expande e uni-se a câmara de ovos (**Figura 9c**). As duas ramificações uterinas surgem de um tronco comum e relativamente curto (**Figura 9c, 10c**). Os ovos de casca espessa e embrionados na postura (**Figura 10d**).

Macho (baseado em 62 exemplares): Corpo 27,86 mm [5,16 – 51,03 (29,08 ± 10,74)] de comprimento e 0,88 mm [0,21 – 1,39 (0,87 ± 0,28)] de largura. Esôfago muscular com 0,65 mm [0,23-0,95 (0,69 ± 0,17)], o glandular com 5,19 mm [2,35 - 3,75 (3,15 ± 0,72)] (**Figura 10a, 10b**) e o esôfago total medindo 5,81 mm [1,87 - 11,37 (6,04 ± 1,92)] de comprimento. O anel nervoso a 0,58 mm [0,33 - 0,82 (0,60 ± 0,13)] (**Figura 10a**), deirídios posicionados a 0,90 mm [0,32 - 1,41 (0,88 ± 0,28)] (**Figura 10a**) e o poro excretor a 1,04 mm [0,53 - 1,47 (1,07 ± 0,28)] da extremidade anterior (**Figura 10b**). A abertura cloacal está localizada 1,74 mm [0,19 - 3,07 (1,96 ± 0,78)] da extremidade posterior da cauda (**Figura 10f**). Espículos são ligeiramente desiguais e de espessura bem próxima, levemente curvados, ambos cônicos e pontiagudos (**Figura 10h**). Espículo direito medindo 0,59 mm [0,28 - 1,15 (0,61 ± 0,19)] e o espículo esquerdo 0,73 mm [0,39 - 1,32 (0,73 ± 0,21)].

Fêmea (baseado em 68 exemplares): Corpo 28,84 mm [5,72 - 66,40 (27,00 ± 16,76)] de comprimento e 1,01 mm [0,32 - 1,92 (1,05 ± 0,44)] de largura. Esôfago muscular com 0,61 mm [0,25 - 1,04 (0,58 ± 0,21)], o glandular com 5,25 mm [1,62 - 11,41 (5,26 ± 2,35)] (**Figura 10a, 10b**) e o esôfago total medindo 5,79 mm [1,62 - 11,41 (1,90 ± 12,42)] de comprimento. O anel nervoso a 0,55 mm [0,23 - 0,86 (0,58 ± 0,18)] (**Figura 10a**), deirídios posicionados a 0,88 mm [0,29 - 1,60 (0,89 ± 0,33)] (**Figura 10a**) e o poro excretor a 0,93 mm [0,40 - 1,55 (0,92 ± 0,32)] da extremidade anterior (**Figura 10b**). Abertura vulvar anterior com bordas proeminentes a 8,55 mm [3,53 - 18,74 (7,98 ± 3,59)] da extremidade posterior (**Figura 10d**). Útero monodelfico apresentando duas ramificações (**Figura 9c, 10c**). Extremidade posterior arredondada, curvada ventralmente com ânus a 0,53 mm [0,05 - 1,04 (0,54 ± 0,21)] da extremidade posterior (**Figura 10e**), terminando em uma ponta afilada (**Figura 10e**).



a

b

c

FIGURA 9: Exemplar fêmea de *Physaloptera semilanceolata*. Fêmea adulta de *P. semilanceolata* (a). Dissecção do exemplar fêmea para visualização das ramificações uterinas (b). Morfologia interna da fêmea evidenciando o intestino (I), a câmara de ovos (EC) e duas ramificações uterinas (ponta de seta) que surgem de um tronco comum relativamente curto (c).

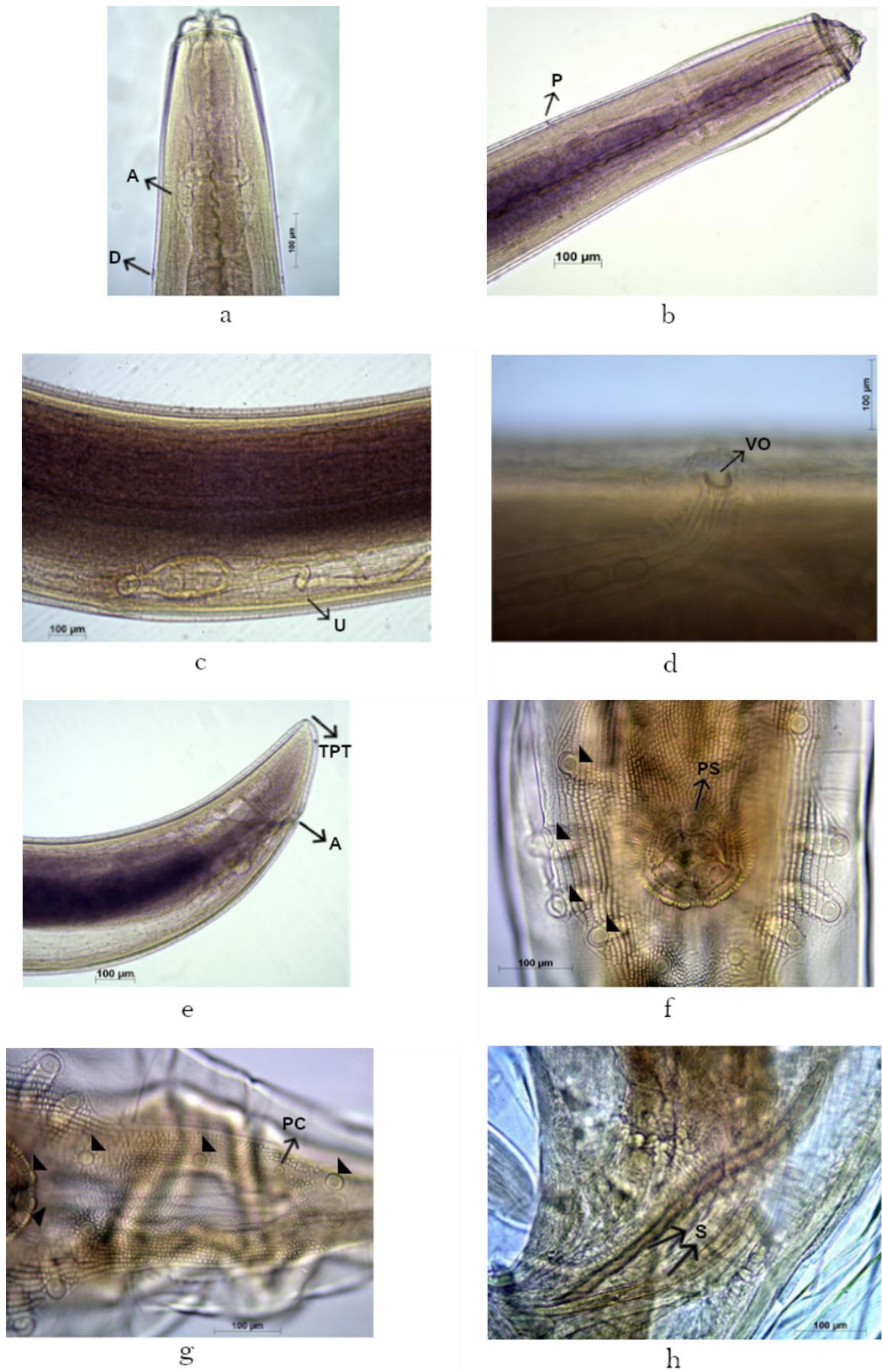


FIGURA 10: Espécimes adultos de *Physaloptera semilanceolata*. Extremidade anterior evidenciando o anel nervoso (A) e deirídio (D) (a). Poro excretor (P) posterior ao anel nervoso (b). Útero com duas

ramificações (U) (c). Posição da abertura vulvar(VO) (d). Posterior da fêmea evidenciando a ponta da cauda (TPT) e ânus (A) (e). Vista ventral da posterior do macho mostrando a disposição das papilas pedunculadas (ponta de seta) e das papilas sésseis pré-cloacais (PS)(f). Disposição dos cinco pares de papilas sésseis, sendo dois pares equidistantes da cloaca e três pares dispostos ao longo da cauda (ponta de seta) mostra também a abertura dos poros caudais (PC)(g). Vista ventral da posterior do macho evidenciando os espículos (S)(h).

Os caracteres morfológicos avaliados permitiram a identificação do parasito como:

Filo: Nematoda

Classe: Secernentea

Ordem: Spirurida

Superfamília: Physalopteroidea (Sobolev, 1949)

Família: Physalopteridae (Railliet, 1893)

Subfamília: Physalopterinae (Railliet, 1893)

Gênero: *Physaloptera* (Rudolphi, 1819)

Espécie: *Physaloptera semilanceolata* (Molin, 1860)

4. DISCUSSÃO

No presente trabalho, os espécimes foram encontrados parasitando o esôfago e estômago de 15 quatis necropsiados apresentando intensidade de infecção variável. Entretanto, a infecção relatada no esôfago pode indicar a possibilidade de migração após a morte dos animais. O gênero *Physaloptera* parasita o trato digestivo de animais domésticos e silvestres, geralmente aderido à mucosa do estômago, de mamíferos, aves, sobretudo, as aves de rapina, répteis e ocasionalmente anfíbios (ORTLEPP, 1922, ANDERSON *et al.*, 2009).

Esses dados sugerem que a alta densidade de animais infectados na área do parque pode ser devido a facilidade em explorar o ambiente, bem como, a agilidade que o bando de quatis tem em revolver a serrapilheira se alimentando habitualmente de invertebrados, hospedeiros intermediários de *Physaloptera* sp., o que pode ter favorecido a alta taxa de infecção por *P.*

semilanceolata encontrada nesses animais.

As características morfológicas e morfométricas que permitiram identificar os espécimes como *Physaloptera semilanceolata* Molin, 1860 foram: posicionamento da vulva e quantidade de ramos uterinos na fêmea, tamanho dos espículos, formato e posicionamento das papilas caudais nos machos. Anderson *et al.*, (2009) determina a ramificação em dois a quatro úteros para *Physaloptera* spp., enquanto *Turgida* spp. acima de quatro úteros. O arranjo das papilas caudais nos machos, a presença de ramos uterinos e caracteres dos dentes faz com que os espécimes se assemelham a *P. semilanceolata*, *P. clausa* e *P. papillotruncata*, no entanto, *P. semilanceolata* difere das demais, pelo dente externo truncado, posicionamento anterior da abertura vulvar, menor espículo esquerdo e disposição das papilas caudais.

Esses resultados foram semelhantes aos relatados por Ortlepp (1922), Vieira *et al.*, (2008) e Moraes (2016) que relata o parasitismo por *P. semilanceolata* no estômago de quatis do Parque Nacional do Iguaçu, no Paraná.

5. CONCLUSÃO

- *Physaloptera semilanceolata* parasita esôfago e estômago de *Nasua nasua* do Parque das Mangabeiras, Belo Horizonte, Minas Gerais, Brasil.

CAPÍTULO IV

***Uncinaria bidens* Lent & Freitas 1938 em *Nasua nasua* Linnaeus, 1766, no Parque das Mangabeiras, Belo Horizonte, Minas Gerais, Brasil.**

1. INTRODUÇÃO

Os membros da família Ancylostomatidae são comumente conhecidos como “hookworms”, parasitam a mucosa do intestino delgado alimentando-se de sangue e fluidos teciduais dos hospedeiros mamíferos, incluindo humanos. São caracterizados pela extremidade anterior curvada dorsalmente, o esôfago muscular com a extremidade dilatada com grande eficiência de sucção, papilas cervicais próximas ao nível do anel nervoso, cápsula bucal esclerotizada bem desenvolvida e provida de dentes, placas, lancetas ou lâminas cortantes. Apresenta nítido dimorfismo sexual, tendo, os machos, bolsa copuladora bem desenvolvida (VICENTE *et al.*, 1997; SCHMIDT & ROBERTS, 2009).

O ciclo biológico de *Uncinaria* sp. é bastante semelhante ao *Ancylostoma caninum*. As fêmeas adultas parasitando o intestino produzem ovos que são eliminados nas fezes do hospedeiro definitivo e se tornam embrionados no ambiente, em condições favoráveis de temperatura, umidade e oxigenação e em um período de 24 a 48 horas. O embrionamento dos ovos dá origem a larva rabditoide de primeiro estágio (L1) que se alimenta de matéria orgânica e microorganismos. A L1 faz a muda para larva de segundo estágio (L2) e posteriormente para larva de terceiro estágio (L3). Embora possa haver penetração ativa, a via de infecção mais usual para *Uncinaria* sp. é a infecção oral. As larvas ingeridas alcançam o intestino, voltam a se alimentar e fazem a muda para larva de quarto estágio (L4), que no intestino se aderem à mucosa, se alimentam e completam o maturação dos aparelhos reprodutores até parasito adulto e postura dos ovos pelas fêmeas (URQUHART *et al.*, 1996; LOUKAS; CONSTANT; BETHONY, 2005).

A distribuição das espécies não é perfeitamente esclarecida, mas são descritas principalmente em regiões de clima temperado parasitando canídeos, felídeos, procionídeos, ursídeos, mustelídeos, ailurídeos e otariídeos (RANSOM, 1924; YAMAGUTI, 1961; OLSEN,

1968; VICENTE *et al.*, 1997; BERÓN-VERA *et al.*, 2004; CASTINEL *et al.*, 2006; KUZMINA & KUZMIN, 2015).

2. MATERIAL E MÉTODOS

A caracterização da Área de estudo; a Obtenção dos parasitos, Necropsia e exame coproparasitológico estão descritas no item 1.1, 1.2, 1.3, 1.4 no capítulo I.

3. RESULTADOS

No presente estudo, os exemplares foram recuperados do epitélio do intestino delgado de 11,7% (4/34) dos animais necropsiados (Tabela 3). Foram selecionados 15 exemplares (7 machos e 8 fêmeas) para identificação morfológica e morfométrica, conforme as chaves taxonômicas de Yamaguti, 1961; Anderson *et al.*, 2009 e Vicente *et al.*, 1997 e a descrição original de Lent & Freitas, 1938.

Tabela 3 – *Uncinaria bidens* recuperados do intestino delgado de *Nasua nasua*.

Identificação do Quati	Número de parasitos
Quati 2	5♀
Quati 10	2♀5♂
Quati 12	1♀ frag
Quati 33	1♀2♂

Legenda: ♂ - macho; ♀ - fêmea; frag: fragmentado

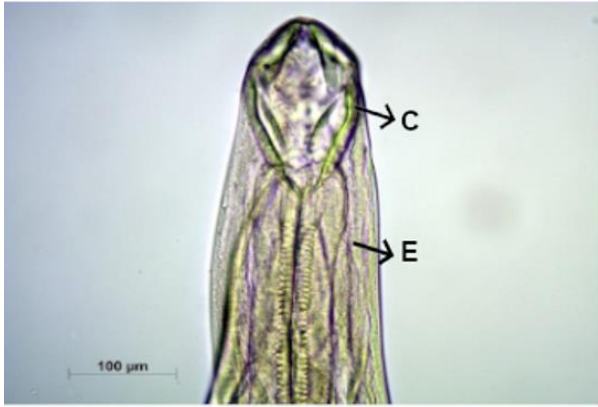
Descrição:

Geral: Extremidade anterior curvada dorsalmente. Cápsula bucal infundibular, provida de um par de placas fortemente esclerotizadas e um par de lancetas subventrais em sua base (**Figura 11a**). Papilas cervicais presentes. Bolsa copuladora com dois grandes lobos laterais e um pequeno lobo dorsal (**Figura 11e, 11f**). Os raios mediais e postero-laterais da bolsa aproximam-

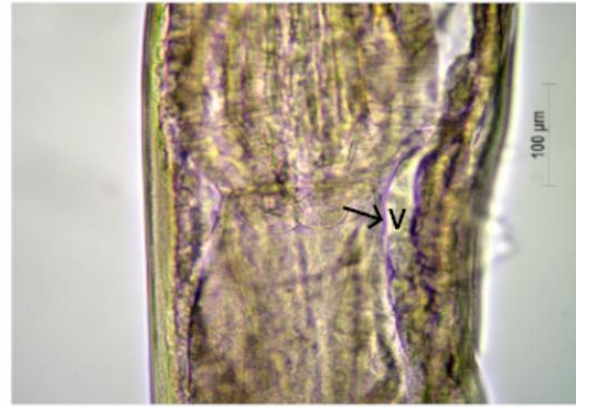
se um do outro durante, pelo menos, metade do seu comprimento (**Figura 11h**). Raios anterolaterais divergem na metade distal do raio mediolateral (**Figura 11h**). A ponta dos raios médio e póstero-laterais refletem fortemente em dorsos e aproximam umas das outras, já as pontas dos raios externo e medio-lateral são distantes (**Figura 11h**). Raio dorsal dividido em dois ramos terminais tridigitados (**Figura 11e**). Espículos iguais, delgados e gubernáculo presente (**Figura 11g**). Vulva na metade posterior do corpo da fêmea (**Figura 11c**).

Macho (baseado em 7 exemplares): Corpo 7,17 mm [6,43 - 7,92 ($7,17 \pm 1,05$)] de comprimento e 0,23 mm [0,21 - 0,24 ($0,23 \pm 0,02$)] de largura. Cápsula bucal medindo 0,14 mm [0,13 - 0,16 ($0,14 \pm 0,02$)] de comprimento e 0,09 mm [0,08 - 0,09 ($0,09 \pm 0,01$)] de largura (**Figura 11a**). Esôfago com 0,70 mm [0,66 - 0,73 ($0,70 \pm 0,05$)] de comprimento e 0,07 mm [0,06 - 0,08 ($0,07 \pm 0,01$)] de largura (**Figura 11a**). Largura na junção esôfago intestinal 0,21 mm [0,20 - 0,21 ($0,21 \pm 0,01$)] (**Figura 9b**). O anel nervoso a 0,41 mm [0,39 - 0,42 ($0,41 \pm 0,02$)] e deirídios posicionados a 0,45 mm da extremidade anterior. A abertura cloacal está localizada 0,16 mm [0,13 - 0,19 ($0,16 \pm 0,05$)] da extremidade posterior da cauda (**Figura 11e, 11f, 11h**). Espículo direito medindo 0,88 mm [0,87 - 0,88 ($0,88 \pm 0,01$)], espículo esquerdo 0,85 mm [0,84 - 0,87 ($0,85 \pm 0,03$)] e gubernáculo, 0,10 mm [0,07 - 0,13 ($0,10 \pm 0,04$)] (**Figura 11f, 11g, 11h**).

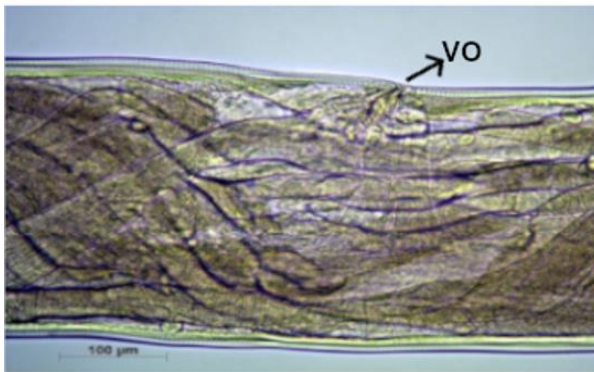
Fêmea (baseado em 8 exemplares): Corpo 8,54 mm [6,39 - 11,32 ($8,43 \pm 1,35$)] de comprimento e 0,31 mm [0,26 - 0,39 ($0,32 \pm 0,04$)] de largura. Cápsula bucal medindo 0,14 mm [0,11 - 0,15 ($0,14 \pm 0,01$)] de comprimento e 0,09 mm [0,09 - 0,10 ($0,09 \pm 0,01$)] de largura (**Figura 11a**). Esôfago com 0,83 mm [0,76 - 0,88 ($0,84 \pm 0,04$)] de comprimento e 0,11 mm [0,07 - 0,19 ($0,08 \pm 0,07$)] (**Figura 11a**). Largura na junção esôfago intestinal de 0,27 mm [0,23 - 0,31 ($0,28 \pm 0,03$)] (**Figura 11b**). O anel nervoso a 0,48 mm [0,44 - 0,51 ($0,48 \pm 0,02$)], papilas cervicais posicionados a 0,50 mm e o poro excretor a 0,52 mm [0,49 - 0,54 ($0,54 \pm 0,03$)] da extremidade anterior. Abertura vulvar a 3,11 mm [2,40 - 4,25 ($2,97 \pm 0,61$)] da extremidade posterior (**Figura 11c**). Extremidade posterior terminando afilada com ânus a 0,22 mm [0,15 - 0,26 ($0,23 \pm 0,03$)] da extremidade posterior (**Figura 11d**).



a



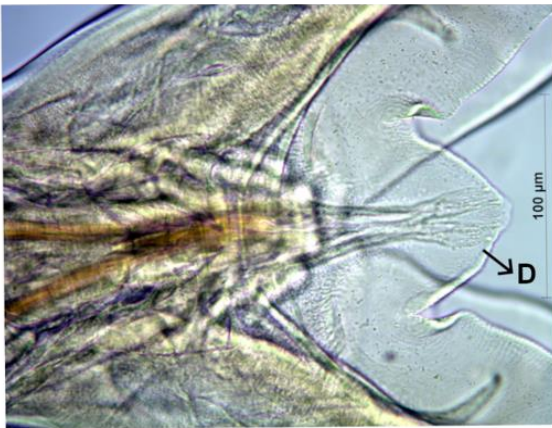
b



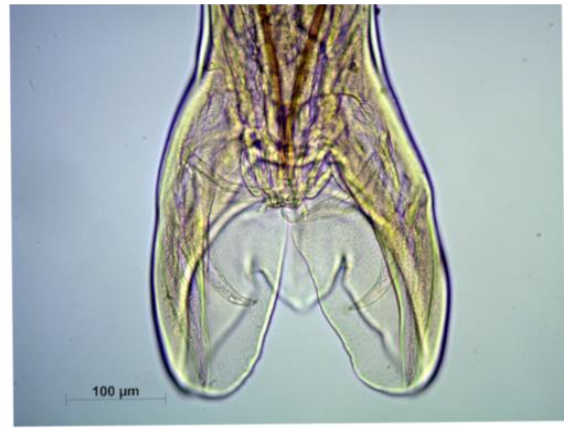
c



d



e



f



FIGURA 11: Espécimes adultos de *Uncinaria bidens*. Vista ventral da extremidade anterior evidenciando a cápsula bucal (C) e esôfago (E)(a). Válvula esôfagointestinal (V)(b). Posição da vulva (VO) (c). Extremidade posterior da fêmea evidenciando o ânus (A) e ponta da cauda (TPT) (d). Vista ventral da bolsa copuladora evidenciando o raio dorsal (D) dividido em dois ramos terminais tridigitados (e). Vista ventral da bolsa copuladora mostrando dois grandes lobos laterais e um pequeno lobo dorsal (f). Vista ventral da posterior do macho, mostrando os espículos delgados (S)(g). Vista lateral da bolsa copuladora, com o raio médio lateral (ML) e posterior lateral (PL) se aproximando um dos outro durante, pelo menos, metade do seu comprimento; raio anterolateral (AL) se divergindo na metade distal do raio médio lateral; raio externo (ED) divergindo na metade distal do raio lateral médio (ML) e gubernáculo (G) (h).

Com base nos caracteres morfológicos e morfométricos verificados, foi possível identificar os espécimes como:

Filo: Nematoda

Classe: Secernentea

Ordem: Strongylida

Superfamília: Ancylostomatoidea

Família: Ancylostomatidae (Looss,1905)

Subfamília: Ancylostomatinae (Looss, 1905)

Gênero: *Uncinaria* (Froelich,1789)

Espécie: *Uncinaria bidens* (Lent & Freitas 1938)

4. DISCUSSÃO

No presente estudo, foram identificados *Uncinaria bidens* Lent & Freitas 1938 (*syn. Ancylostoma bidens* Molin, 1861) parasitando o epitélio do intestino delgado dos quatis necropsiados. O hábito alimentar a partir do forrageio da serapilheira, bastante comum nesses animais, pode ter favorecido a infecção. O gênero *Uncinaria* parasita a mucosa intestinal de canídeos, felídeos, procionídeos, ursídeos, mustelídeos, ailurídeos e otariídeos (RANSOM, 1924; YAMAGUTI, 1961; OLSEN, 1968; VICENTE *et al.*, 1997; BERÓN-VERA *et al.*, 2004; CASTINEL *et al.*, 2006; KUZMINA & KUZMIN, 2015).

As principais características que diferem os ancilostomatídeos são: a presença de um par de placas cortantes na cápsula bucal, ao invés de dentes, e pela presença de um par de lancetas na cápsula bucal e o tipo de disposição dos raios bursais (VICENTE *et al.*, 1997). *Uncinaria bidens* difere-se de *Uncinaria maxillaris* (Molin, 1861) Stossich, 1899 descrito parasitando guaxinins (*Procyon cancrivorus*) pelo tamanho corporal da fêmea, tamanho do espículo e gubernáculo.

O presente relato está de acordo com a descrição realizada por Lent & Freitas, 1938 e relatado por Moraes (2016) no Parque Nacional do Iguaçu, no Paraná. Vieira *et al.*, (2008) listam *U. bidens* entre as 16 espécies de helmintos parasitando quatis no Brasil.

5. CONCLUSÃO

- *Uncinaria bidens* parasita o epitélio do intestino delgado de *Nasua nasua* do Parque das Mangabeiras, Belo Horizonte, Minas Gerais, Brasil.

CAPÍTULO V

***Capillaria feliscati* (Diesing, 1851) Travassos, 1915 em *Nasua nasua* Linnaeus, 1766, no Parque das Mangabeiras, Belo Horizonte, Minas Gerais, Brasil**

1. INTRODUÇÃO

O gênero *Capillaria* Zeder, 1800 (*Syn. Pearsonema*) parasita o trato gastrointestinal, aparelho respiratório, fígado, baço, rins e bexiga, testículos e tecido subcutâneo de carnívoros, ruminantes, roedores, mustelídeos, marsupiais, lagomorfos, ouriços, musaranhos, quirópteros, peixes, anfíbios, répteis, aves, primatas e ocasionalmente o homem (FREITAS & LENT, 1936; READ, 1949, VICENTE *et al.*, 1997). São descritas 40 espécies desse gênero com distribuição geográfica pela Europa, Estados Unidos, Brasil, Argentina, Egito, China, Paquistão, África do Sul, Japão e Índia. No Brasil, mais de vinte espécies já foram relatadas em vertebrados, sendo estas: *Capillaria bovis*, *C. collaris*, *C. perforans*, *C. phasianina*, *C. venusta*, *C. longicauda*, *C. hepatica*, *C. maxillosa*, *C. minima*, *C. sentinosa*, *C. zederi*, *C. piscicola*, *C. eberthi*, *C. pereirai*, *C. carioca*, *C. linsi*, *C. pulchra*, *C. pearsoni*, *C. pintoii*, *C. rudolphii*, *C. angrensis*, *C. hydrochoeri*, *C. gastrica*, *C. auritae*, *C. pusilla*, *C. bursata* e *C. feliscati* (FREITAS & LENT, 1936; YAMAGUTI, 1961; VICENTE *et al.*, 1997).

Caracterizam-se pelo corpo delgado e filiforme, extremidade bucal simples e esôfago constituído de uma porção anterior muscular curta e uma porção posterior mais espessa formada de uma fileira de células (esticócitos) em grande parte do seu comprimento. Os machos apresentam frequentemente um par de papilas sésseis na extremidade posterior e espículo único bem esclerotizado com bainha espicular espinhosa. Nas fêmeas, a vulva posicionada próximo ao término do esôfago podendo apresentar apêndice vulvar. Os ovos são bioperculados e em forma de barril.

O ciclo biológico das espécies que parasitam a bexiga urinária ainda não está bem esclarecido, no entanto, considera-se que sejam semelhantes. Acredita-se que os anelídeos participem do ciclo como hospedeiros intermediários (WADDELL, 1967; FERNÁNDEZ-AGUILAR *et al.*, 2010; STUDZIŃSKA *et al.*, 2015). As fêmeas adultas parasitando o trato

urinário produzem ovos que podem ser eliminados juntamente com a urina do hospedeiro definitivo. No ambiente, o ovo desenvolve a larva de primeiro estágio (L1) que é ingerida pelos anelídeos, a L1 eclode do ovo, migra e encista nos tecidos. A infecção geralmente ocorre pela ingestão do anelídeo contendo a L1, forma infectante para o hospedeiro definitivo. Uma vez ingerida, a L1 se desenvolve em larva de segundo estágio (L2) no intestino delgado. Larvas de terceiro estágio (L3) são encontradas na bexiga por volta do 30º dia após a infecção (DPI) e acredita-se que a migração ocorra pela circulação sanguínea. Desenvolvem-se penetrados na mucosa da bexiga, onde atingem a maturidade sexual e as fêmeas começam a produzir ovos que são eliminados juntamente com a urina no ambiente. Também podem ser encontrados na uretra e na pelve renal e o período pré-patente é de 58 a 63 dias (FERNÁNDEZ-AGUILAR *et al.*, 2010; ROSSI *et al.*, 2011; BASSO *et al.*, 2014; STUDZIŃSKA *et al.*, 2015; PETERSEN *et al.*, 2018).

2. MATERIAL E MÉTODOS

A caracterização da Área de estudo; a Obtenção dos parasitos, Necropsia e exame coproparasitológico estão descritas no item 1.1, 1.2, 1.3, 1.4 no capítulo I.

3. RESULTADOS

Foram recuperados em 14,7% (5/34) dos quatis necropsiados, os espécimes parasitando os rins e bexiga (Tabela 4). Dos helmintos recuperados, foram selecionados 8 exemplares (3 machos e 5 fêmeas) para identificação morfológica e morfométrica, conforme as chaves taxonômicas de Yamaguti, 1961; Anderson *et al.*, 2009 e Vicente *et al.*, 1997 e descrições de Freitas & Lent, 1936 e Butterworth & Beverley-Burton, 1980.

Tabela 4 – *Capillaria feliscati* recuperados dos rins e bexiga de *Nasua nasua*.

Identificação do Quati	Número de parasitos
Quati 8	1♀1♂
Quati 9	1♀2♂

Quati 12	1♀
Quati 15	1♀
Quati 18	1♀

Legenda: ♂ - macho; ♀ - fêmea.

Também foram recuperados no intestino delgado de 20,6% (7/34) quatis necropsiados, espécimes fêmeas de *Capillaria* sp.

Descrição:

Geral: Corpo delgado e filiforme. Extremidade anterior com região cefálica indiferenciada (**Figura 12a**). Esôfago constituído de uma porção anterior muscular curta e uma porção posterior mais espessa (esticossoma) formada de uma fileira de células (esticócitos) (**Figura 12b**) em grande parte do seu comprimento. Extremidade posterior do macho arredondada, com uma pequena bolsa membranosa apresentando dois lobos latero-ventrais e duas diminutas papilas sésseis ventrais (**Figura 12h**). Espículo bem esclerotizado provido de bainha espicular sinuosa e estriada (**Figura 12e, 12f, 12g**). Abertura cloacal subterminal. Apêndice vulvar ausente. Abertura vulvar próximo ao final do esôfago (**Figura 12c**) com lábios ligeiramente salientes. Vagina curta ligada ao útero que abriga ovos com casca grossa e estriada. Extremidade posterior da fêmea arredondada com três lobos sutis em torno do ânus terminal (**Figura 12d**).

Macho (baseado em 3 exemplares): Corpo 26.83 mm de comprimento e 0,04 mm de largura. Esôfago com 6,88 mm de comprimento. O anel nervoso não observado. A abertura cloacal está localizada 0,19 mm da extremidade posterior da cauda. Espículo medindo 2,74 mm [2,56 - 2,82 (2,82 ± 0,15)] (**Figura 12e, 12f, 12g**). Relação porção anterior-posterior 1:3.

Fêmea (baseado em 5 exemplares): Corpo 31.80 mm [26,90 - 38,97 (29,53 ± 6,34)] de comprimento e 0,10 mm [0,08 - 0,12 (0,08 ± 0,02)] de largura. Esôfago com 10,49 mm de comprimento (**Figura 12b**). O anel nervoso não observado. Abertura vulvar a 0,46 mm [0,41 - 0,51 (0,46 ± 0,07)] do final do esôfago (**Figura 12c**). Ovos medindo 0.062x 0.033 mm. Relação porção anterior-posterior 1:2.

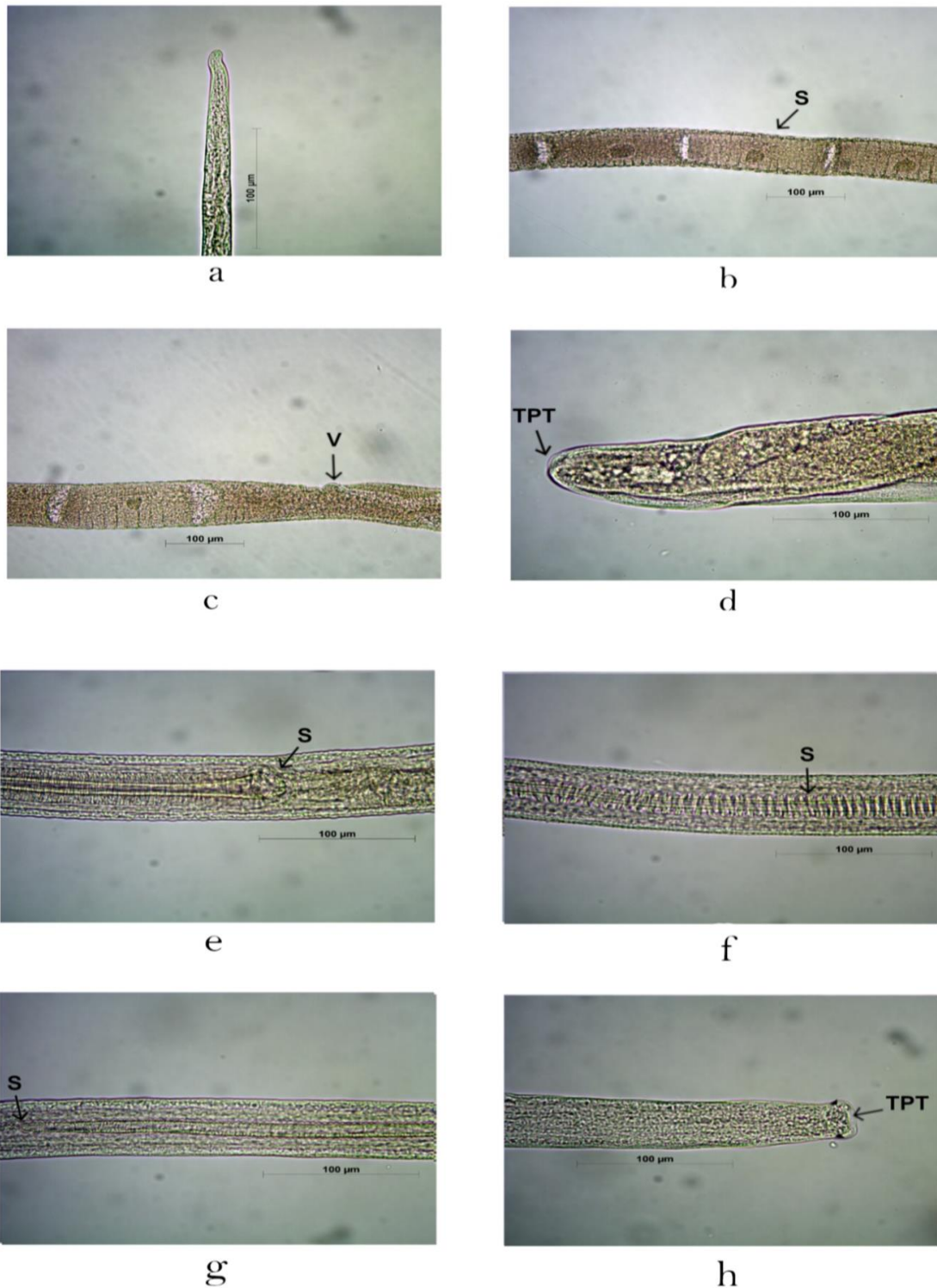


FIGURA 12: Espécimes adultos de *Capillaria feliscati*. Extremidade anterior com região cefálica indiferenciada (a). Esticossoma na região esofágica evidenciando esticócitos (S) (b). Posição da abertura vulvar (V) posterior ao término do esôfago (c). Vista lateral da extremidade posterior arredondada (TPT)

da fêmea com lobos sutis em torno do ânus terminal (d). Vista ventral da posterior do macho, mostrando extremidade inicial do espículo (S)(e). Vista ventral da posterior do macho, mostrando bainha espinhosa região medial do espículo (S)(f). Vista ventral da posterior do macho, evidenciando a porção final do espículo (g). Vista ventral da extremidade caudal (TPT) do macho mostrando uma pequena bolsa membranosa, sustentada por um par de papilas ventrais (ponta de seta) (h).

Os caracteres taxonômicos e dados morfométricos avaliados permitiram a identificação dos espécimes como:

Filo: Nematoda

Classe: Adenophorea

Ordem: Enoplida

Superfamília: Trichinelloidea

Família: Trichuridae (Railliet, 1915)

Subfamília: Capillariinae (Railliet, 1915)

Gênero: *Capillaria* (Zeder, 1800)

Espécie: *Capillaria feliscati* (Diesing, 1851) Travassos, 1915

4. DISCUSSÃO

O presente trabalho é o primeiro relato de *Capillaria feliscati* (Diesing, 1851) Travassos, 1915 (*Syn. Pearsonema feliscati*) em *N. nasua*. Há uma constante discussão diante da bainha espicular de *C. feliscati*, Zakharov (1920) descreve como espinhosa enquanto Freitas & Lent (1936), a descreve como não espinhosa. Vicente *et al.*, 1997 consideram a bainha espicular um caracter para diagnóstico diferencial entre os gêneros *Capillaria* e *Pearsonema* no entanto, alguns autores a descrevem sinonímias. Diante disso, no presente trabalho, os espécimes são descritos como *Capillaria feliscati* (*Syn. Pearsonema feliscati*).

Capillaria feliscati teve sua ocorrência relatada no Rio de Janeiro em felídeos e

canídeos, Vicente *et al.*, (1997) na bexiga urinária de felídeos (*Felis catus*, *Felis silvestris* e *Felis* sp.) enquanto Vieira *et al.*, (2008) descrevem a ocorrência em *Cerdocyon thous* na mesma localidade. No presente estudo, identificou-se *C. feliscati* em 14,7% (5/34) dos animais necropsiados, ao passo que, Ramos *et al.*, (2013) relatam prevalência de 3,42% de *C. feliscati* nos gatos domésticos (*Felis catus*) necropsiados no Mato Grosso. A prevalência da infecção no Brasil é provavelmente subestimada uma vez que há a baixa ocorrência de manifestações clínicas nos animais e os levantamentos para análise da fauna parasitária comumente avaliam a fauna do trato gastrointestinal realizado a partir de amostras fecais.

Esses dados sugerem que a elevada proximidade entre animais domésticos e/ou silvestres pode favorecer a circulação de *C. feliscati* dentro e no entorno do parque principalmente pela alta densidade de animais.

As características morfológicas que conduziram a identificação dos espécimes foram: tamanho do espículo e bainha espicular espinhosa, asa arredondada na extremidade posterior do macho, e o padrão estriado da casca do ovo descritos por Freitas & Lent (1936) e Butterworth & Beverley-Burton (1980). *Capillaria feliscati* difere-se de *C. plica* que também foi descrita parasitando a bexiga urinária de carnívoros pelo tamanho do espículo, pela forma da extremidade posterior do macho e pela ausência de apêndice vulvar. E difere-se de *C. pearsoni* que parasita bexiga urinária do guaxinim (*Procyon cancrivorus*) pelo tamanho corporal, tamanho de espículos e direcionamento das papilas na extremidade posterior do macho, que em *C. pearsoni* são direcionadas lateralmente e em *C. feliscati*, ventralmente.

Recuperou-se *Capillaria* sp. no intestino delgado dos quatis necropsiados. No entanto, não foi possível proceder a identificação morfológica específica, uma vez que, todos os exemplares recuperados eram fêmeas.

5. CONCLUSÃO

- *Capillaria feliscati* parasita rins e bexiga e *Capillaria* sp. parasita o intestino delgado de *Nasua nasua* do Parque das Mangabeiras, Belo Horizonte, Minas Gerais, Brasil.

CAPÍTULO VI

***Toxocara alienata* (Rudolphi, 1819) Warren, 1971 em *Nasua nasua* Linnaeus, 1766, no Parque das Mangabeiras, Belo Horizonte, Minas Gerais, Brasil.**

1. INTRODUÇÃO

O gênero *Toxocara* Stiles, 1905 parasita o intestino delgado de carnívoros, ruminantes, roedores e elefantes, além de ser considerada uma importante zoonose a partir da infecção humana pelas larvas, sendo a principal causa de *larva migrans visceral* dentre outras síndromes (CHIEFFI *et al.*, 2009, LIMA, 2015). Gibbons *et al.*, (2001) listam 23 espécies descritas no gênero, no entanto, *Toxocara pearsei*, *T. manzadiensis*, *T. canarisi*, *T. cynonycterides*, *T. elephantis* são consideradas espécies de identidade duvidosa, segundo Warren (1971) e Warren (1972). No Brasil, são listadas as espécies *Toxocara canis*, *T. alienata*, *T. cati* (*Syn. T. mystax*) e *T. vitulorum* (VICENTE *et al.*, 1997).

As principais características do gênero são: asa cervical, esôfago com bulbo muscular posterior distinto e lábios com dois lobos laterais distintos e um lobo interno. Adicionalmente, os machos apresentam apêndice caudal digitiforme, espículos subiguais e alados, podendo ou não apresentar asa caudal. Lateralmente e logo após o apêndice caudal, estão dispostas cinco papilas pós-anais, uma papila sub-ventral dupla entre a cloaca e a base do apêndice e posteriormente, cerca de 20 papilas pré-anais. Nas fêmeas, a vulva se abre no quarto anterior do corpo, são ovíparas, sendo estes, globulares e com a superfície rugosa (VICENTE *et al.*, 1997; FREITAS, 1982).

No ciclo biológico de *Toxocara* spp. os ovos são eliminados juntamente com as fezes do hospedeiro chegando no ambiente, sob condições favoráveis de temperatura, umidade e oxigenação, as larvas se desenvolvem ainda no interior do ovo e atingem o 3º estágio infectante. O hospedeiro definitivo se infecta ao ingerir o ovo contendo a larva infectante, que ao atingir o tubo digestivo, eclode e atravessa a parede intestinal. As larvas podem alcançar a circulação sanguínea, passando pelo fígado, coração, pulmões, onde faz mais uma muda, são deglutidas e chegam a luz intestinal. Ao se tornarem adultos e atingirem a maturidade sexual, as fêmeas iniciam a postura cujos ovos são eliminados junto com as fezes. O período pré patente é de

quatro a cinco semanas. Os cães ainda podem adquirir resistência ao parasitismo a partir do 5º mês quando as larvas que estão realizando a circulação sanguínea podem atingir os tecidos, onde permaneceram em quiescência. Durante a gestação, possivelmente por estímulo hormonal, as larvas podem sair da quiescência, e chegarem ao feto que logo após o parto, realizam a migração hepato-traqueal no filhote, chegando ao intestino delgado, se desenvolvem para o estágio adulto. Algumas larvas quiescentes ainda podem infectar gestações posteriores. As larvas nos órgãos de vários hospedeiros, inclusive do homem, se denomina *larva migrans visceral*, podem ser encontradas no tecido hepático, ocasionalmente nos olhos e sistema nervoso central (FREITAS, 1982).

2. MATERIAL E MÉTODOS

A caracterização da Área de estudo; a Obtenção dos parasitos, Necropsia e exame coproparasitológico estão descritas no item 1.1, 1.2, 1.3, 1.4 no capítulo I.

3. RESULTADOS

No presente trabalho, os exemplares foram recuperados do intestino delgado de 20,5% (7/34) dos animais necropsiados (tabela 5). Dos helmintos recuperados, foram selecionados 9 exemplares (4 machos e 5 fêmeas) para identificação morfológica e morfométrica, conforme as chaves taxonômicas de Yamaguti, 1961, Anderson *et al.*, 2009 e Vicente *et al.*, 1997 e descrito por Sprent, 1982.

Tabela 5 – *Toxocara alienata* recuperados do intestino delgado de *Nasua nasua*.

Quati 7	1♀
Quati 8	1♂
Quati 10	1♀
Quati 15	1♂
Quati 16	1♀ e 2 frag

Quati 19	1♂
Quati 26	2♀1♂

Legenda: ♂ - macho; ♀ - fêmea; frag: fragmentado

Descrição:

Geral: Asas cervicais estreitas, discernível somente em algumas porções, estendendo-se da porção posterior aos lábios até o nível do poro excretor. Lábios bem desenvolvidos compostos de dois lobos laterais distintos e um lobo interno (**Figura 13a, 13b**). Esôfago apresentando um ventrículo muscular posterior distinto. Papilas cervicais muito pequenas, ao nível do poro excretor. Machos com posterior curvada apresentando apêndice digitiforme terminal (**Figura 13c, 13e**). Asa caudal ausente nos machos. Lateralmente ao apêndice terminal, um grupo de cinco papilas pós-anais e dezoito papilas pré-anais de cada lado (**Figura 13e, 13f**). Espículos subiguais e alados (**Figura 13c**). Gubernáculo ausente. Fêmeas com cauda cônica e abertura vulvar no quarto anterior do corpo (**Figura 13d**). Ovíparas.

Macho (baseado em 4 exemplares): Corpo 74,86 mm [57,68 - 97,78 (71,99 ± 18,55)] de comprimento e 1,35 mm [1,09 - 1,50 (1,40 ± 0,18)] de largura. Esôfago com 4,53 mm [3,69 - 5,74 (4,35 ± 0,92)] de comprimento e o ventrículo com 0,46 mm [0,41 - 0,52 (0,45 ± 0,06)] de comprimento e 0,55 mm [0,37 - 0,75 (0,54 ± 0,16)] de largura. O anel nervoso a 0,99 mm [0,88 - 1,05 (1,04 ± 0,10)] e o poro excretor a 1,11 mm [0,88 - 1,25 (1,16 ± 0,17)] da extremidade anterior. A abertura cloacal está localizada 0,31 mm [0,28 - 0,37 (0,30 ± 0,04)] da extremidade posterior da cauda (**Figura 13c, 13e**). Espículos subiguais medindo 0,79 mm [0,77 - 0,83 (0,78 ± 0,03)] e 0,92 mm [0,91 - 0,93 (0,92 ± 0,01)] (**Figura 13c**).

Fêmea (baseado em 5 exemplares): Corpo 104,31 mm [6,71 - 164,52 (126,30 ± 61,47)] de comprimento e 1,29 mm [0,18 - 2,02 (1,38 ± 0,68)] de largura. Esôfago com 4,16 mm [0,70 - 5,56 (4,50 ± 2,72)] de comprimento e o ventrículo com 0,50 mm [0,07 - 0,81 (0,57 ± 0,31)] de comprimento e 0,50 mm [0,07 - 0,86 (0,59 ± 0,30)] de largura. O anel nervoso a 0,68 mm [0,22 - 1,08 (0,75 ± 0,44)] e o poro excretor a 1,45 mm da extremidade anterior. Abertura vulvar a 27,16 mm [22,02 - 35,22 (25,71 ± 6,15)] da extremidade anterior (**Figura 13d**). Ânus a 0,78

mm [0,11 - 0,87 (0,83 ± 0,32)] da extremidade posterior.

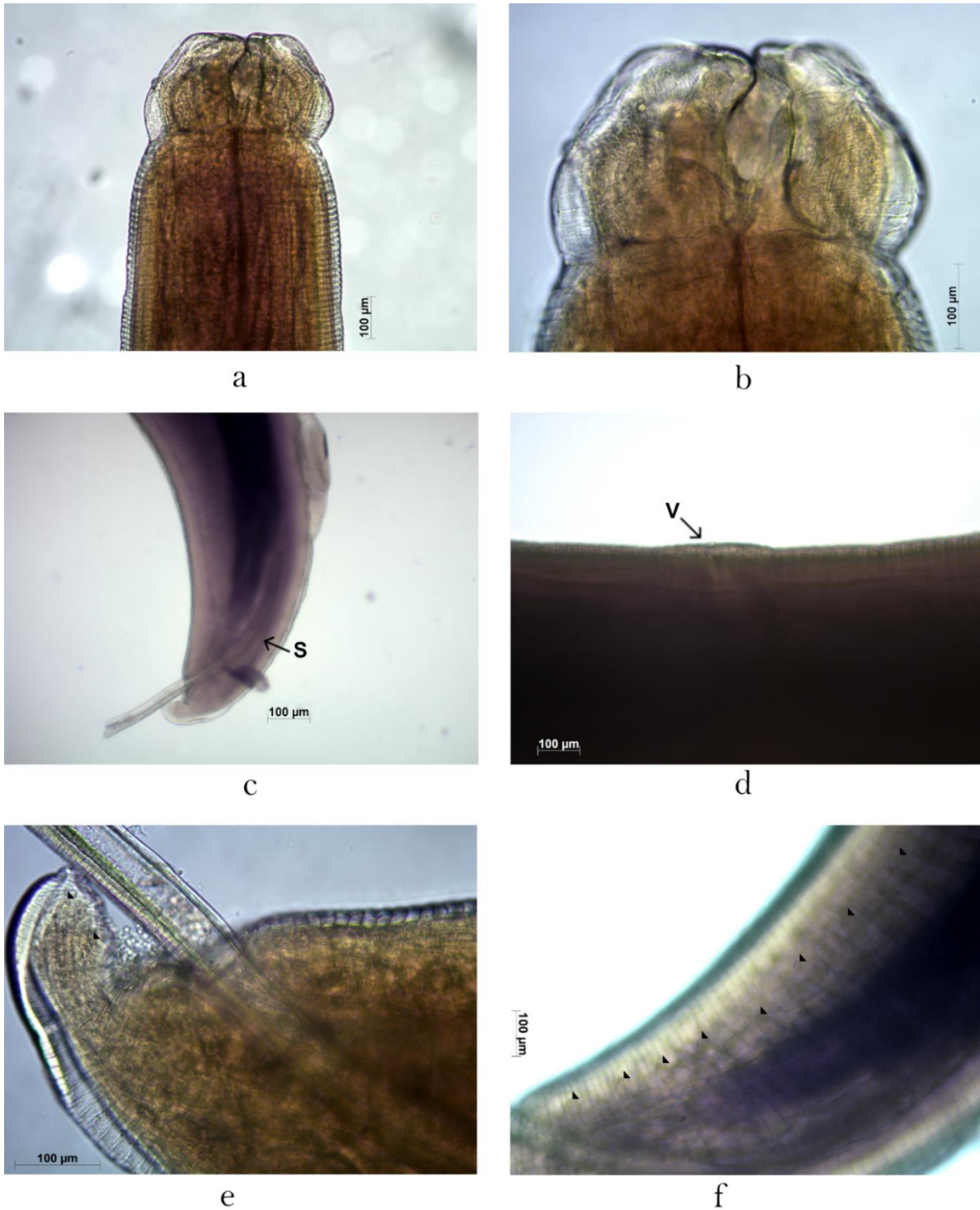


FIGURA 13: Espécimes adultos de *Toxocara alienata*. Vista lateral da extremidade anterior (a). Em detalhe, vista lateral dos três lábios bastante desenvolvidos (b). Extremidade posterior do macho evidenciando os espículos subiguais e alados (S) e o apêndice digitiforme terminal (c). Vista lateral da fêmea mostrando a abertura vulvar (V) (d). Vista lateral da extremidade posterior do macho, mostrando

papilas no apêndice terminal (ponta de seta) (e). Vista lateral da posterior do macho, evidenciando papilas pós-anais (ponta de seta) (f).

Os caracteres morfológicos e morfométricos avaliados permitiram a identificação dos espécimes como:

Filo: Nematoda

Classe: Secernentea

Ordem: Ascaridida

Superfamília: Ascaridoidea (Railliet & Henry, 1915)

Família: Ascarididae (Baird, 1853)

Subfamília: Toxocarinae (Hartwich, 1954, fam.) Osche, 1958

Gênero: *Toxocara* (Stiles, 1905)

Espécie: *Toxocara alienata* (Rudolphi, 1819) Warren, 1971

4. DISCUSSÃO

As características morfológicas de *Toxocara alienata* (Rudolphi, 1819) Warren, 1971 (*Syn.: Ascaris alienata; Neoascaris alienata*) recuperados de *N. nasua* estão de acordo com as novas observações taxonômicas listadas por Sprent (1982).

Morfometricamente, os espécimes recuperados, principalmente as fêmeas, apresentaram tamanho corporal e distância da abertura vulvar maiores. No entanto, foram recuperados em média dois exemplares por quati infectado, indicando a ocorrência de baixa carga parasitária. A baixa infecção apresentada pode ter influenciado no tamanho corporal dos exemplares. A competição entre os parasitos é considerada um regulador de densidades populacionais. Desse modo, as relações interpecíficas podem interferir na abundância e distribuição dos helmintos. Como consequência dessa interação, pode ocorrer, declínio populacional e variações devido ao uso de recursos conjuntos (DOBSON, 1985; POULIN,

2001).

Toxocara alienata difere-se das espécies descritas em carnívoros na América do Sul, *T. canis* e *T. cati*, pelo comprimento dos espículos e tipo de asa cervical. Em *T. alienata*, os espículos apresentam menor comprimento e a asa cervical é bastante estreita, dificilmente observada.

Os resultados do presente trabalho são semelhantes aos descritos por Sprent (1982) e Moraes (2016) que descreve a infecção de *N. nasua* por *T. alienata* no Parque Nacional do Iguaçu, no Paraná. Vieira *et al.*, (2008) listaram *T. alienata* parasitando *N. nasua* e *Procyon cancrivorus* (Procyonidae) no Brasil.

5. CONCLUSÃO

- *Toxocara alienata* parasita intestino delgado de *Nasua nasua* do Parque das Mangabeiras, Belo Horizonte, Minas Gerais, Brasil.

CAPÍTULO VII

***Molineus nasuae* Lent & Freitas, 1938 em *Nasua nasua* Linnaeus, 1766, no Parque das Mangabeiras, Belo Horizonte, Minas Gerais, Brasil**

1. INTRODUÇÃO

O gênero *Molineus* (Cameron, 1923) Durette-Desset & Chabaud, 1981 parasita o estômago e intestino de primatas, carnívoros, mustelídeos e procionídeos. São descritas 28 espécies em todo o mundo, exceto na Austrália (DUNN, 1961; DURETTE-DESSET *et al.*, 2000). Segundo Vicente *et al.* (1997) são listadas ocorrendo no Brasil, *Molineus barbaris*, *M. brachiurus*, *M. elegans*, *M. felineus*, *M. major*, *M. nasuae*, *M. paraenses*, *M. torulosus*.

Caracterizam-se pelo aspecto anteriormente atenuado nos dois sexos e nas fêmeas, em ambas as extremidades do corpo. Apresentam dilatação cuticular cefálica estriada transversalmente, papilas cervicais pouco visíveis e um sulco cervical na cutícula ao nível da abertura do poro excretor. Estão presentes estrias cuticulares longitudinais constituindo a sinlofe. Os machos apresentam bolsa copuladora ampla, trilobada, com lobo dorsal nítido. Os raios bursais estão dispostos da seguinte forma: raios ventrais adjacentes ou ligeiramente divergentes na porção distal e atingindo a margem bursal; raio lateral anterior curto e isolado, não atingindo a margem bursal; raios laterais médio e posterior próximos, atingindo a margem bursal e direcionados pra trás; raio dorsal externo nasce de um tronco comum, não atinge a margem bursal; o raio dorsal curto e dividido na porção distal em dois ramos que se subdividem em ramos terciários dos quais os internos tem extremidades bífidas. Os espículos bastantes quitinizados, subiguais, com 2 ou 3 processos na porção distal e gubernáculo presente, bem esclerotizado. Nas fêmeas, a extremidade caudal é cônica ou truncada e com um espinho terminal. A vulva se abre na metade posterior do corpo. Ovos elipsoides e de casca fina (VICENTE *et al.*, 1997).

Em infecção experimental, Gupta (1961; 1963) descreveu os estágios de vida livre e do ciclo biológico de *M. barbatus* proveniente de guaxinim (*Procyon lotor*) e de furão (*Putorius putorius domesticus*) infectados. O ciclo de *M. barbatus* demonstrou-se ser direto, no qual os

ovos morulados eliminados junto às fezes do hospedeiro infectado foram cultivados em temperatura de 22° C a 24° C e obtidas larvas de primeiro estágio (L1) eclodidas dos ovos após um dia de cultivo. Nos próximos quatro dias ocorreram duas mudas, sendo obtidas as larvas de terceiro estágio (L3), estágio infectante para o hospedeiro definitivo. Comprovadamente, a infecção ocorreu pela via oral e subcutânea. No segundo dia de infecção, algumas larvas foram observadas no estômago, no entanto, nos dias seguintes foram observadas principalmente no terço anterior do intestino delgado. Após o quinto dia de infecção, os adultos foram recuperados parcialmente ou completamente embebidos na mucosa intestinal. Quando administradas por via oral, o período pré-patente foi de 8 a 10 dias e na via subcutânea, de 13 dias.

2. MATERIAL E MÉTODOS

A caracterização da Área de estudo; a Obtenção dos parasitos, Necropsia e exame coproparasitológico estão descritas no item 1.1, 1.2, 1.3, 1.4 no capítulo I.

3. RESULTADOS

Os exemplares foram recuperados parasitando o intestino delgado de 50% (17/34) dos quatis necropsiados, conforme tabela 6. Dos espécimes recuperados, foram selecionados 20 exemplares (10 machos e 10 fêmeas) para identificação morfológica e morfométrica, conforme as chaves taxonômicas de Yamaguti, 1961, Anderson *et al.*, 2009 e Vicente *et al.*, 1997 e descrito por Lent & Freitas, 1938.

Tabela 6 – *Molineus nasuae* recuperados do intestino delgado de *Nasua nasua*.

Identificação do Quati	Número de parasitos
Quati 2	16♀9♂
Quati 4	38♂ 22♀ 5 frag
Quati 5	15♂ 31♀
Quati 7	19♀20♂ 4 frag

Quati 8	25♀12♂ 11 frag
Quati 9	4♀3♂
Quati 11	11♀6♂
Quati 13	7♀4♂
Quati 14	10♀8♂
Quati 15	4♀2♂
Quati 16	33♀17♂
Quati 17	18♀17♂
Quati 18	67♀32♂
Quati 26	28♀11♂

Legenda: ♂ - macho; ♀ - fêmea

Descrição:

Geral: Corpo com cutícula estriada transversalmente e linhas longitudinais pouco salientes. Extremidade anterior afilada com dilatação cuticular cefálica (**Figura 14a**). Esôfago claviforme. Ao nível do poro excretor são providos de um sulco cutilar cervical (**Figura 14a**), mais nítido nos machos. Papilas cervicais pequenas. Cauda geralmente curvada ventralmente nas fêmeas, terminando afilada (**Figura 14c**) e com um apêndice caudal (**Figura 14c**). Vulva disposta na metade posterior do corpo (**Figura 14b**). Ânus subterminal (**Figura 14c**). Machos com bolsa copuladora trilobada (**Figura 14d**), lobo dorsal bem individualizado e com pequenos espinhos na região lateral anterior. Fórmula bursal (**Figura 14d**): raios ventrais com curto tronco comum, adjacentes, divergentes na porção distal e atingindo a margem bursal; raio lateral anterior isolado, curto, terminando distante da margem bursal; raios laterais medio e posterior com tronco comum, próximos, divergindo-se fracamente na extremidade distal, atingindo a margem bursal; raio dorsal externo partem de um ramo comum ao raio dorsal, situando-se nos lobos laterais da bolsa e não atingem a margem bursal; raio dorsal bifurcado que se subdividem em ramos terciários dos quais os internos tem extremidades bífidas. Espículos bem quitinizados, com a base proximal dilatada e a distal terminada em três pontas

(Figura 14e, 14f). Gubernáculo alongado, curvo, com uma cavidade ventral (Figura 14e).

Macho (baseado em 10 exemplares): Corpo 4,60 mm [2,42 - 6,69 ($4,25 \pm 1,38$)] de comprimento e 0,09 mm [0,04 - 0,11 ($0,09 \pm 0,03$)] de largura. Esôfago com 0,39 mm [0,29 - 0,47 ($0,39 \pm 0,06$)] de comprimento e 0,02 mm [0,01 - 0,02 ($0,02 \pm 0,01$)] de largura. A dilatação cutilar cefálica com 0,05 mm [0,02 - 0,07 ($0,06 \pm 0,01$)] de comprimento e 0,04 mm [0,02 - 0,06 ($0,04 \pm 0,01$)] de largura (Figura 14a). Papilas cervicais a 0,29 mm [0,21 - 0,44 ($0,25 \pm 0,11$)], da extremidade anterior. Anel nervoso a 0,19 mm [0,14 - 0,22 ($0,21 \pm 0,04$)] e o poro excretor e sulco cervical (Figura 14a) a 0,21 mm [0,18 - 0,27 ($0,21 \pm 0,03$)] da extremidade anterior. Espículos subiguais medindo 0,14 mm [0,12 - 0,20 ($0,13 \pm 0,03$)] (Figura 14e, 14f) e gubernáculo medindo 0,07 mm [0,05 - 0,09 ($0,07 \pm 0,01$)] (Figura 14e).

Fêmea (baseado em 10 exemplares): Corpo 5,70 mm [2,82 - 7,32 ($5,58 \pm 1,48$)] de comprimento e 0,10 mm [0,07 - 0,14 ($0,09 \pm 0,02$)] de largura. Esôfago com 0,42 mm [0,32 - 0,51 ($0,42 \pm 0,05$)] de comprimento e 0,03 mm [0,02 - 0,03 ($0,03 \pm 0,01$)] de largura. A dilatação cutilar cefálica com 0,05 mm [0,02 - 0,07 ($0,07 \pm 0,01$)] de comprimento e 0,04 mm [0,03 - 0,05 ($0,04 \pm 0,01$)] de largura. Papilas cervicais a 0,24 mm [0,15 - 0,31 ($0,25 \pm 0,08$)], da extremidade anterior. Anel nervoso a 0,15 mm [0,10 - 0,23 ($0,21 \pm 0,04$)] e o poro excretor e sulco cervical a 0,22 mm [0,18 - 0,26 ($0,22 \pm 0,03$)] (Figura 14a) da extremidade anterior. Abertura vulvar a 1,05 mm [0,55 - 1,55 ($1,01 \pm 0,31$)] da extremidade posterior (Figura 14b). Ânus a 0,08 mm [0,06 - 0,10 ($0,08 \pm 0,01$)] (Figura 14c) da extremidade posterior e o apêndice caudal medindo 0,02 mm [0,01 - 0,02 ($0,02 \pm 0,00$)] (Figura 14c).

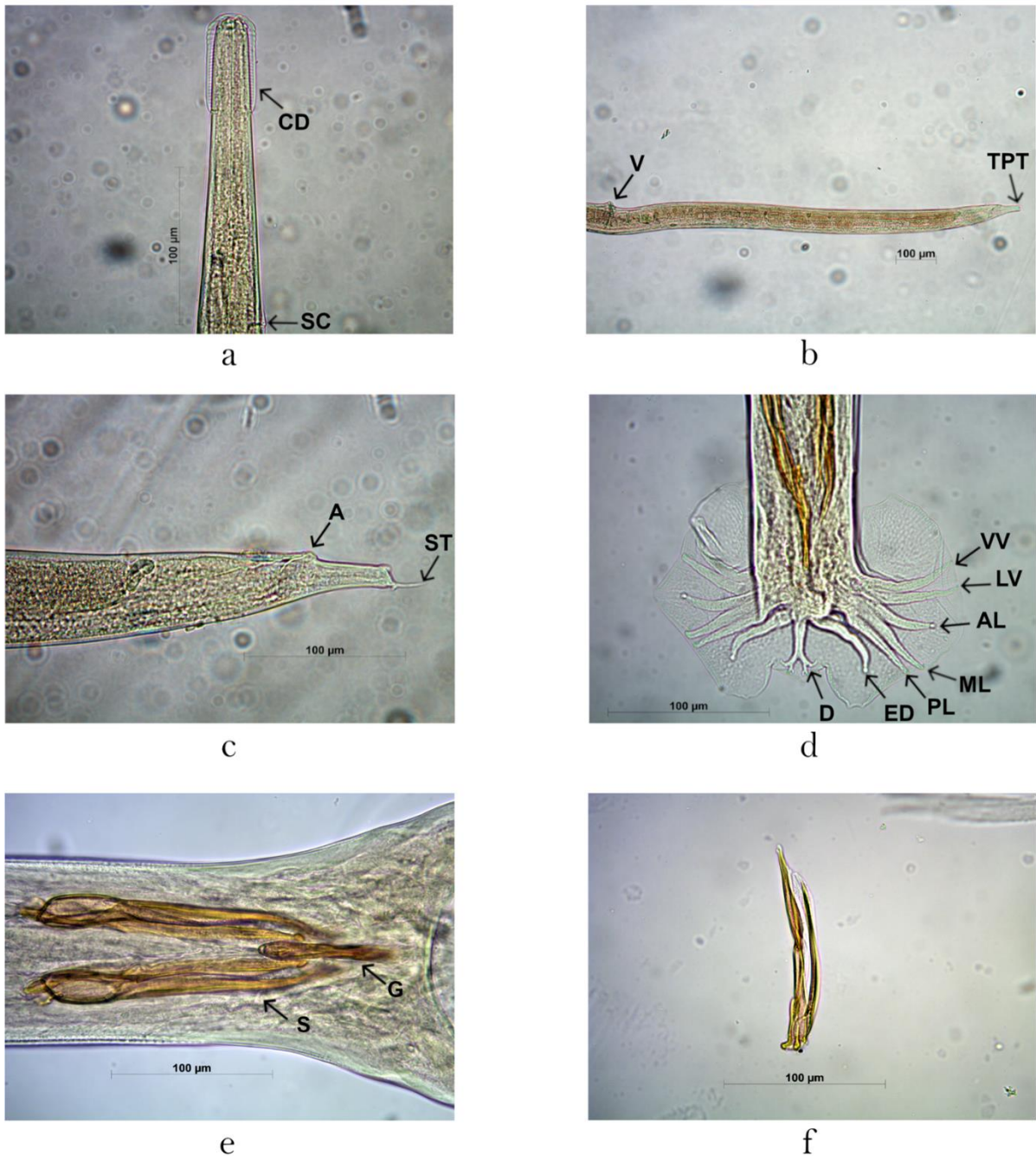


FIGURA 14: Espécimes adultos de *Molineus nasuae*. Extremidade anterior mostrando a dilatação cuticular estriada (CD) e o sulco cervical (SC)(a). Vista lateral da extremidade posterior (TPT) da fêmea e a posição da abertura vulvar(V)(b). Em detalhe, posterior da fêmea evidenciando o ânus (A) e o espinho terminal (ST)(c). Vista ventral da extremidade caudal do macho mostrando a bolsa copuladora trilobada e a disposição dos raios bursais, destes: raios ventrais (VV; LV) com curto tronco comum, adjacentes, divergentes na porção distal e atingindo a margem bursal; raio lateral anterior isolado (AL), curto, terminando distante da margem bursal; raios laterais médio (ML) e posterior (PL) com tronco comum, próximos, divergindo-se fracamente na extremidade distal, atingindo a margem bursal; raio dorsal externo partem de um ramo comum ao raio dorsal, situando-se nos lobos laterais da bolsa e não

atingem a margem bursal (ED); raio dorsal (D) bifurcado que se subdividem em ramos terciários dos quais os internos tem extremidades bífidas (d). Vista ventral da posterior do macho, mostrando os espículos (S) e o gubernáculo (G) bastante quitinizados (e). Forma do espículo com a base proximal dilatada e a distal terminada em três pontas (f).

Os caracteres taxonômicos avaliados, morfológico e morfometricamente, permitiram a identificação dos espécimes como:

Filo: Nematoda

Classe: Secernentea

Ordem: Strongylida

Superfamília: Trichostrongyloidea (Cram, 1927)

Família: Molineidae (Durette-Desset & Chabaud, 1977)

Subfamília: Molineinae (Skrjabin & Schulz, 1937)

Gênero: *Molineus* (Cameron, 1923)

Espécie: *Molineus nasuae* (Lent & Freitas, 1938)

4. DISCUSSÃO

As características morfológicas e morfométricas realizadas a partir dos espécimes de *Molineus nasuae* recuperados de *N. nasua* são semelhantes a descrição realizada por Lent & Freitas (1938). Verificou-se uma alta carga parasitária em alguns quatis e, portanto, acredita-se possa influenciado no tamanho corporal dos espécimes recuperados. Especialmente para os helmintos gastrointestinais, infecções concomitantes podem influenciar no tamanho corporal dos helmintos, tanto pela exploração de recursos, quanto pela interação entre as espécies envolvidas.

A alta carga parasitária apresentada em alguns quatis e alta prevalência de *Molineus nasuae* pode ter associação direta com o ciclo dos estrongilídeos. Em *Molineus* sp. a infecção

do hospedeiro definitivo, pode ocorrer tanto por ingestão da larva infectante como por penetração cutânea, outro fator que pode contribuir com as altas taxas de infecção por *Molineus* é o fato das larvas de estrongilídeos se manterem viáveis por longos períodos, principalmente, em ambientes úmidos, oxigenados e com temperatura ideal, como nas serrapilheiras do parque. Os resultados sugerem que o hábito alimentar dos quatis ao forragear e revolver a serrapilheira pode ter favorecido a alta densidade de animais infectados na área do parque.

São descritas atualmente 28 espécies no gênero *Molineus*, com oito destas espécies descritas no Brasil, sendo *M. barbaris*, *M. brachiurus*, *M. felineus*, *M. major*, *M. nasuae*, *M. paraensis* encontrados parasitando carnívoros selvagens e *M. elegans* e *M. torulosus* descritos em primatas neotropicais (VICENTE *et al.*, 1997). O último *checklist* listando a helmintofauna de carnívoros no Brasil relata apenas *M. nasuae* parasitando *N. nasua*.

Molineus nasuae difere-se de *M. brachiurus*, descrita em lobo-guará (*Chrysocyon brachyurus*), pelo tamanho corporal, que nessas espécies chega ao dobro do tamanho de *M. nasuae* e distancia da vulva a extremidade posterior tamanho do espículo. Para *M. felineus*, descrito em jaguarundi (*Herpailurus yagouaroundi*), pela ausência de sulco cervical e tamanho menor dos espículos. Enquanto para *M. paraensis*, descrito em jupará (*Potos flavus*) pela distancia da vulva a extremidade posterior e formato da extremidade distal dos espículos (SCHMIDT, 1965; VICENTE *et al.*, 1997).

5. CONCLUSÃO

- *Molineus nasuae* parasita intestino delgado de *Nasua nasua* do Parque das Mangabeiras, Belo Horizonte, Minas Gerais, Brasil.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ALICATA, J. E. Early developmental stages of nematodes occurring in swine. U. S. **Department of Agriculture Technical Bulletin** 489: 1–96. 1935.

ALMEIDA, L. R. de. **Angiostrongylus minasensis: nova espécie encontrada parasitando quatis (*Nasua nasua*) no Parque das Mangabeiras, Belo Horizonte, Minas Gerais, Brasil.** (Dissertação de Mestrado) – Universidade Federal de Minas Gerais. 82p. 2017.

ALVES, F. M. *et al.* Modulating variables of *Trypanosoma cruzi* and *Trypanosoma evansi* transmission in free-ranging coati (*Nasua nasua*) from the Brazilian Pantanal region. **Vector-Borne and Zoonotic Diseases**, v. 11, n. 7, p. 835-841, 2011.

ALVES, F.M. *et al.* Complexity and multi-factoriality of *Trypanosoma cruzi* sylvatic cycle in coatis, *Nasua nasua* (Procyonidae), and triatomine bugs in the Brazilian Pantanal. **Parasites & Vectors** . 9:378. 2016.

ALVES-COSTA, C. P. **Frugivoria e dispersão de sementes por quatis (Procyonidae: *Nasua nasua*) no Parque das Mangabeiras, Belo Horizonte, MG.** Dissertação de mestrado apresentada ao Instituto de Biologia da Universidade Estadual de Campinas, UNICAMP. 1998.

ALVES-COSTA, C.P.; FONSECA, G.A.B; CHRISTOFARO, C. Variation in the diet of the brown-nosed coati (*Nasua nasua*) in southeastern Brazil. **J Mammal.** 85:478–482. 2004.

ANDERSON, R. C. N.º. 3. Keys to genera of the Order Spirurida. Part 3. Diplostriaenoidea, Aprocotoidea and Filarioidea. **CIH Keys to the Nematode Parasites of Vertebrates.**, p. 59-116, 1976.

ANDERSON, R. C. **CIH Keys to the Nematode Parasites of Vertebrates.** 1978.

ANDERSON, R. C. Keys to the genera of the superfamilies Rhabditoidea, Dioctophymatoidea, Trichinelloidea and Muspiceoidea. **CIH Keys to the Nematode Parasites of Vertebrates**, 1982.

ANDERSON, R.C.; CHABAUD, A.G.; WILLMOTT, S. Keys to the Nematode Parasites of Vertebrates. Archival Volume. CABI International. London UK. 2009.

ARTIGAS, P. **Sobre o parasitismo do *Saimiris sciureus* por um *Gongylonema* (*G. saimirisi* n. sp.) e as possibilidades de infestação humana.** 1933.

ARTIGAS, P. T., PEREZ, M. D. Observações em animais silvestres experimentalmente infestados com *Schistosoma mansoni* Sambon, 1907. **Revista. Faculdade de Farmácia e Bioquímica**, Universidade de São Paulo, 5:133-139. 1967.

BASSO, W. *et al.* *Capillaria plica* (syn. *Pearsonema plica*) infection in a dog with chronic pollakiuria: challenges in the diagnosis and treatment. **Parasitology International**, v. 63, n. 1, p. 140-142, 2014.

BEISIEGEL, B.M. Notes on the Coati, *Nasua nasua* (Carnivora: Procyonidae) in an Atlantic Forest area. **Braz. J. Biol.**, 61 (4): 689-692. 2001.

BERÓN-VERA, B. *et al.* *Uncinaria hamiltoni* (Nematoda: Ancylostomatidae) in South american sea lions, *Otaria flavescens*, from northern Patagonia, Argentina. **Journal of Parasitology**, v. 90, n. 4, p. 860-863, 2004.

BLAXTER, M.; KOUTSOVOULOS, G. The evolution of parasitism in Nematoda. **Parasitology**, v. 142, n. S1, p. S26-S39, 2015.

BONGERS, T.; BONGERS, M. Functional diversity of nematodes. **Applied Soil Ecology**, v. 10, n. 3, p. 239-251, 1998.

BRAY, R. A.; JONES, A.; GIBSON, D. I. **Keys to the trematoda**. Vol. 2. 2005.

BUTTERWORTH, E. W.; BEVERLEY-BURTON, M. The taxonomy of *Capillaria* spp. (Nematoda: Trichuroidea) in carnivorous mammals from Ontario, Canada. **Systematic Parasitology**, v. 1, n. 3-4, p. 211-236, 1980.

CÂMARA, E. M. V. C; LESSA, L.G. **Inventário dos mamíferos do Parque das Mangabeiras, Belo Horizonte, Minas Gerais**. Bios 2: 31-35. 1994

CANESE, A. *Dioctophyma renale* (Goeze, 1782) Stiles 1901 en coati (*Nasua solitaria*). **Revista Paraguaya de Microbiologia**, 8:56. 1973.

CASTINEL, A. *et al.* First report and characterization of adult *Uncinaria* spp. in New Zealand Sea Lion (*Phocarctos hookeri*) pups from the Auckland Islands, New Zealand. **Parasitology research**, v. 98, n. 4, p. 304-309, 2006.

CHABAUD, A.G.; ANDERSON, R. C.; WILLMOTT, S. **CIH keys to the nematode parasites of vertebrates**. Commonwealth Institute of Helminthology., 1974

CHABAUD, A. G. **Keys to genera of the order Spirurida**. Pt. 1. Camallanoidea, Dracunculoidea, Gnathostomatoidea, Physalopterpoidea, Rictularioidea and Thelazioidea. 1975a.

CHABAUD, A. G. *et al.* **Keys to genera of the order Spirurida**. Pt. 2. Spiruroidea,

Habronematoidea and Acuárioidea. 1975b.

CHABAUD, A. G. Key to genera of the superfamilies Cosmocercoidea, Seuratoidea, Heterakoidea and Subuluroidea. **CIH Keys to the nematode parasites of vertebrates**, 1978.

CHIEFFI, P. P. *et al.* Human toxocariasis: contribution by Brazilian researchers. **Revista do Instituto de Medicina Tropical de Sao Paulo**, v. 51, n. 6, p. 301-308, 2009.

CHITWOOD, B. G.; CHITWOOD, M. B. **Introduction to Nematology**. Baltimore: Monumental Printing Company; 213 pp. 1950.

CHUBB, J. C.; BALL, M. A.; PARKER, G. A. Living in intermediate hosts: evolutionary adaptations in larval helminths. **Trends in parasitology**, v. 26, n. 2, p. 93-102, 2009.

COSTA, H.M.A. 1964. *Gongylonema freitasi* n.sp. (Nematoda, Spiruroidea) parasita de *Gallus domesticus*. **Arq. Esc. Sup. Vet. Univ. Fed. Minas Gerais**, Belo Horizonte, **16**:235-241

COSTA, E.M.J.; MAURO, R.A.; SILVA, J.S.V. Group composition and activity patterns of brown-nosed coatis in savanna fragments, Mato Grosso do Sul, Brazil. **Braz. J. Biol.**, 69(4): 985-991, 2009.

CROMPTON, D. W. T.; CROMPTON, D. W. T.; NICKOL, B. B. **Biology of the Acanthocephala**. Cambridge University Press, 1985.

DE LEY P., BLAXTER M. L. Systematic position and phylogeny. In: Lee D. **The Biology of Nematodes**. London: Taylor e Francis; 1-30. 2002.

DOBSON, A. P. The population dynamics of competition between parasites. **Parasitology**, v. 91, n. 2, p. 317-347, 1985.

DOBSON, A. *et al.* Homage to Linnaeus: how many parasites? How many hosts?. **Proceedings of the National Academy of Sciences**, 2008.

DURETTE-DESSET, M.-C. Keys to genera of the Superfamily Trichostrongyloidea. In **CIH Keys to the Nematode Parasites of Vertebrates** No. 10, pp. 1–86, 1983.

DURETTE-DESSET, M.-C. *et al.* *Molineus cati* n. sp. (Nematoda, Trichostrongylina, Molineoidea), a parasite of feral cats, *Felis catus* Linnaeus, 1758 in South Africa. **Onderstepoort Journal of Veterinary Research**, v. 67, n. 3, p. 173-177, 2000.

FERNÁNDEZ-AGUILAR, X. *et al.* *Pearsonema* (*syn Capillaria*) *plica* associated cystitis in a Fennoscandian arctic fox (*Vulpes lagopus*: a case report. **Acta Veterinaria Scandinavica**, v. 52, n. 1, p. 39, 2010.

FERRIOLLI, F.; BARRETTO, M. P. Estudos sobre reservatórios e vetores silvestres do *Trypanosoma cruzi*. XXIX. Infecção natural da *Nasua nasua solitaria* Schinz, 1821 pelo *T. cruzi*. Revista. **Instituto de Medicina Tropical de Sao Paulo**, 10:354-363, 1968.

FIBIGER, J.; DITLEVSEN, H. **Contributions to the biology and morphology of *Spiroptera (Gongylonema) neoplastica* n. sp.** Bianco Lunos Bogtrykkeri, 1914.

FOLMER, O. *et al.* DNA primers for amplification of mitochondrial cytochrome c oxidase subunit I from diverse metazoan invertebrates. *Mol Mar Biol Biotechnol*, v. 3, n. 5, p. 294-9, 1994.

FREITAS, J. F.; LENT, H. Estudo sobre os Capillariinae parasitos de mamíferos:(Nematoda: Trichuroidea). **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 31, n. 1, p. 85-160, 1936.

FREITAS, J. F.; LENT, H. Notas sobre Gongyloneminae Hall, 1916:(Nematoda: Spiruroidea). **Memorias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 32, n. 2, p. 299-304, 1937.

FREITAS, M. G. **Helmintologia Veterinária**. 6 ed. Belo Horizonte. Precisa Editora Grafica Ltda. 396p. 1982.

GIBSON, D. I.; JONES, A.; BRAY, R. A. (Ed.). **Keys to the Trematoda**. CABI, 2002.

GIBBONS, L. M.; JACOBS, D. E.; SANI, R. A. *Toxocara malaysiensis* n. sp. (Nematoda: Ascaridoidea) from the domestic cat (*Felis catus* Linnaeus, 1758). **Journal of Parasitology**, v. 87, n. 3, p. 660-665, 2001.

GOMPPER, M. E.; DECKER, D. M. *Nasua nasua*. **Mammalian species**, 580: 1-9, 1998.

GRAY, J. B.; ANDERSON, R. C. Development of *Turgida turgida* (Rudolphi, 1819) in the common field cricket (*Acheta pennsylvanicus* Burmeister). **Canadian Journal of Zoology**, v. 60, n. 9, p. 2134-2142, 1982.

GUPTA, S. P. The life history of *Molineus barbatus* Chandler, 1942. **Canadian Journal of Zoology**, v. 39, n. 5, p. 579-587, 1961.

GUPTA, S. P. Mode of infection and biology of infective larvae of *Molineus barbatus* Chandler, 1942. **Experimental parasitology**, v. 13, n. 3, p. 252-255, 1963.

HALTON, D. W. Nutritional adaptations to parasitism within the platyhelminthes. **International journal for parasitology**, v. 27, n. 6, p. 693-704, 1997.

HARTWICH, G. Keys to genera of the Ascaridoidea. In **CIH keys to the nematode parasites of vertebrates** No. 2, pp. 1-15, 1974.

HEMETRIO, N. S. **Levantamento populacional de quatis (PROCYONIDAE: *Nasua nasua*) no Parque das Mangabeiras, Belo Horizonte, MG. Monografia.** Universidade Federal de Minas Gerais. 30p, 2007.

HEMETRIO, N. S. **Levantamento populacional e manejo de Quatis (PROCYONIDAE: *Nasua nasua*) no Parque das Mangabeiras, Belo Horizonte, MG.** Dissertação de Mestrado. Universidade Federal de Minas Gerais. 2011.

HERRERA, H.M. *et al.*. The coati (*Nasua nasua*, Carnivora, Procyonidae) as a reservoir host for the main lineages of *Trypanosoma cruzi* in the Pantanal region, Brazil. **Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene.** 102, 1133—1139. 2008

JONES, A.; BRAY, R. A.; GIBSON, D. I. **Keys to the Trematoda.** Vol. 2. 2005.

LOUKAS, A.; CONSTANT, S. L.; BETHONY, J. M. Immunobiology of hookworm infection. **FEMS Immunology & Medical Microbiology**, v. 43, n. 2, p. 115-124, 2005.

KUZMINA, T. A.; KUZMIN, Y. Description of *Uncinaria lyonsi* n. sp. (Nematoda: Ancylostomatidae) from the California sea lion *Zalophus californianus* Lesson (Carnivora: Otariidae). **Systematic Parasitology**, v. 90, n. 2, p. 165-176, 2015.

KHALIL, L. F.; JONES, A.; BRAY, R. A. **Keys to the Cestode Parasites of Vertebrates.** CAB international, 1994.

KINSELLA, J. M.; ROBLES, M. R.; PREISSER, W. C. A review of *Gongyлонema* spp. (Nematoda: Gongyлонematidae) in North American rodents with description of a new species from the cotton rat, *Sigmodon hispidus* (Mammalia: Cricetidae). **Zootaxa**, v. 4107, n. 2, p. 277-284, 2016.

KIRKPATRICK, C. E. *et al.* *Gongyлонema pulchrum* Molin (Nematoda: Gongyлонematidae) in black bears (*Ursus americanus pallas*) from Pennsylvania. **Journal of Wildlife Diseases**, v. 22, n. 1, p. 119-121, 1986.

LAINSON, R *et al.*, *Leishmania (Viannia) shawi* sp. n., a parasite of monkeys, sloths, and procyonids in Amazonian Brazil. **Annales de Parasitologie Humaine et Comparee**, 64:200-207.1989.

LENT, H.; FREITAS, J. F. T. Pesquisas helminthologicas realizadas no Estado do Pará. IV. Trichostrongyloideos de mamíferos. **Mem. Inst. Oswaldo Cruz** 33(3):363-380. 1938.

LICHTENFELS, J. R. Morphological variation in the gullet nematode, *Gongyлонema pulchrum* Molin, 1857, from eight species of definitive hosts with a consideration of *Gongyлонema* from *Macaca* spp. **The Journal of Parasitology**, p. 348-355, 1971.

LICHTENFELS, J.R. Keys to genera of the Superfamily Strongyloidea. In **CIH Keys to the Nematode Parasites of Vertebrates** No. 7, pp. 1–41. 1980.

LIMA, W. L. In NEVES, D. P. **Parasitologia Humana**. 13. ed. São Paulo: Atheneu, 2016.

MACHADO FILHO, D. A. Revisão do gênero *Prosthenorchis* Travassos, 1915 (Acanthocephala). **Memorias do Instituto Oswaldo Cruz**, 48: 495-544. 1950.

MAKOULOUTOU, P. *et al.* Genetic variation of *Gongylonema pulchrum* from wild animals and cattle in Japan based on ribosomal RNA and mitochondrial cytochrome c oxidase subunit I genes. **Journal of Helminthology**, v. 87, n. 3, p. 326-335, 2013.

MAKOULOUTOU, P. *et al.* A distinct genetic population of *Gongylonema pulchrum* from water buffaloes in Nepal. **The Journal of Parasitology**, v. 99, n. 4, p. 669-676, 2013b.

MILANELO, L. *et al.* Occurrence of parasitism by *Dioctophyma renale* in ring-tailed coatis (*Nasua nasua*) of the Tiete Ecological Park, São Paulo, Brazil. **Pesquisa Veterinária Brasileira**, v. 29, n. 12, p. 959-962, 2009.

MOWLAVI, G. *et al.* A Survey of Dung Beetles Infected with Larval Nematodes with Particular Note on *Copris lunaris* Beetles as a Vector for *Gongylonema* sp. in Iran. **The Korean Journal of Parasitology**, v. 47, n. 1, p. 13, 2009.

MORAES, M. F. D. **Estudos parasitológicos em cães domésticos errantes e carnívoros selvagens generalistas no Parque Nacional do Iguaçu**, Foz do Iguaçu. 2016.

MUKARATIRWA, S.; PILLAY, E.; MUNSAMMY, K. Experimental infection of selected arthropods with spirurid nematodes *Spirocerca lupi* Railliet & Henry, 1911 and *Gongylonema ingluvicola* Molin, 1857. **Journal of Helminthology**, v. 84, n. 4, p. 369-374, 2010.

NEAR, T. J.; GAREY, J. R.; NADLER, S. A. Phylogenetic relationships of the Acanthocephala inferred from 18S ribosomal DNA sequences. **Molecular Phylogenetics and Evolution**, v. 10, n. 3, p. 287-298, 1998.

NUNES, V. L. B.; OSHIRO, E. T. *Trypanosoma (Trypanozoon) evansi* in the coati from the Pantanal region of the Mato Grosso do Sul State, Brazil. **Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene**, 84:692. 1990.

NUNES, V. L. B. *et al.*, Investigação epidemiológica sobre *Trypanosoma (Trypanozoon) evansi* no Pantanal Sul-Mato-Grossense. Estudo de reservatórios. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, 2: 41-44. 1993.

OLSEN, O. W. *Uncinaria rauschi* (Strongyloidea: Nematoda), a new species of hookworms from Alaskan bears. **Canadian Journal of Zoology**, v. 46, n. 6, p. 1113-1117,

1968.

ORTLEPP, R. J. The nematode genus *Physaloptera* Rud. In: **Proceedings of the Zoological Society of London**. Oxford, UK: Blackwell Publishing Ltd, 1922. p. 999-1107.

PEDERSOLI, J. L. Resultados e relações das plantas no Parque das Mangabeiras. **Relatório final**. Convênio PMBH/FUNDEP. 1997.

PEREIRA, F. B. *et al.* A new *Physaloptera* (Nematoda: Physalopteridae) parasite of *Tupinambis merianae* (Squamata: Teiidae) from southeastern Brazil. **The Journal of Parasitology**, v. 98, n. 6, p. 1227-1235, 2012.

PEREZ, M. D.; ARTIGAS, P de T. Experimental infection of the coati, *Nasua narica* (Mammalia, Procyonidae), by *Schistosoma mansoni*. **Revista de Farmacia e Bioquímica da Universidade de São Paulo**, v. 8, n. 1, p. 99, 1970.

PESSON, B. *et al.* First case of human gongylosis in France. **Parasite**, v. 20, 2013.

PETERSEN, H. H. *et al.* Prevalence of *Capillaria plica* in Danish wild carnivores. **International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife**, v. 7, n. 3, p. 360-363, 2018.

PETTER, A.J.; QUENTIN, J.C. Keys to genera of the Oxyuroidea. In **CIH Keys to the Nematode Parasites of Vertebrates** No. 4, pp. 1–30. 1976.

PINTO, R. M.; MENEZES, R. C.; GOMES, D. C. First report of five nematode species in *Phasianus colchicus* Linnaeus (Aves, Galliformes, Phasianidae) in Brazil. **Revista Brasileira de Zoologia**, v. 21, n. 4, p. 961-970, 2004.

PLATONOVA, T. A.; GAL'TSOVA, V. V.; SHARMA, S. Nematodes and their role in the meiobenthos. **Studies on Marine Fauna**, 1985.

POULIN, R. Interactions between species and the structure of helminth communities. **Parasitology**, v. 122, n. S1, p. S3-S11, 2001.

RAMOS, D. G. de S. *et al.* Survey of helminth parasites of cats from the metropolitan area of Cuiabá, Mato Grosso, Brazil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 22, n. 2, p. 201-206, 2013.

RANSOM, B. H.; HALL, M. C. The life history of *Gongylosoma scutatatum*. **The Journal of Parasitology**, v. 2, n. 2, p. 80-86, 1915.

RANSOM, B. H. Hookworms of the genus *Uncinaria* of the dog, fox, and badger. **Proceedings of the United States National Museum**, 1924.

READ, C. P. Studies on North American helminths of the genus *Capillaria* Zeder, 1800 (Nematoda): II. Additional capillarids from mammals with keys to the North American mammalian species. **The Journal of Parasitology**, v. 35, n. 3, p. 231-239, 1949.

ROSSI, M. *et al.* Symptomatic *Capillaria plica* infection in a young European cat. **Journal of Feline Medicine and Surgery**, v. 13, n. 10, p. 793-795, 2011.

RUIZ, J. M. Esquistossomose experimental. *Nasua narica* e *Didelphis paraguayensis*, animais sensíveis a infestação experimental pelo *Schistosoma mansoni*. **Memorias do Instituto Butantan**, Sao Paulo, 25(2):23-27. 1953.

SCHMIDT, G. D. *Molineus mustelae* sp. n. (Nematoda: Trichostrongylidae) from the Long-Tailed Weasel in Montana and *M. chabaudi* nom. n., with a Key to the Species of *Molineus*. **The Journal of Parasitology**, p. 164-168, 1965.

SCHMIDT, G. D. *Oncicola martini* sp. n., and other Archiacanthocephala of the Chaco Boreal, Paraguay. **Journal of Parasitology**, 63:508-510. 1977.

SCHMIDT, G. D., MARTIN, R. L. Tapeworms of the Chaco Boreal, Paraguay, with two new species. **Journal of Helminthology**, 52:205-209. 1978.

SCHMIDT, G. D.; ROBERTS, L. **Foundations of Parasitology**, Mcraw-Hill. New York, p. 118-19, 2009.

SEESSEE, F. M.; WORLEY, D. E.; MARTIN, R. L. A survey of nematode parasites from carnivores of the Chaco Boreal, Paraguay. In: **Worldwide Furbearer Conference Proceedings**. 1981. p. 846-858.

SETSUDA, A. *et al.* Intraspecific and interspecific genetic variation of *Gongylonema pulchrum* and two rodent *Gongylonema* spp. (*G. aegypti* and *G. neoplasticum*), with the proposal of *G. nepalensis* n. sp. for the isolate in water buffaloes from Nepal. **Parasitology Research**, v. 115, n. 2, p. 787-795, 2016.

SETSUDA, A. *et al.* Molecular genetic diversity of *Gongylonema neoplasticum* (Fibiger & Ditlevsen, 1914) (Spirurida: Gongylonematidae) from rodents in Southeast Asia. **Systematic Parasitology**, v. 95, n. 2-3, p. 235-247, 2018.

SKRJABIN, K.I.; SOBOLEV, A.A.; IVASHKIN, V.M. **Spirurata of animals and man and the disease caused by them**. In: Skrjabin, K.I. (Ed.), *Essential of Nematology*, vol. 16. Akademii Nauk SSSR, Moscow. 1967.

SKRJABIN, K. I. **Key to parasitic nematodes: Spirurata and Filariata V. 1**. 1969a.

SKRJABIN K. I. *et al.* **Key to Parasitic Nematoda: Strongylata, V. 3.**, 889 pp. 1969b

- SPRENT, J. F. A. Ascaridoid nematodes of South American mammals, with a definition of a new genus. **Journal of Helminthology**, v. 56, n. 3, p. 275-295, 1982.
- STUDZIŃSKA, M. B. *et al.* Diagnosis and therapy of *Capillaria plica* infection: report and literature review. **Acta Parasitologica**, v. 60, n. 3, p. 563-566, 2015.
- STUNKARD, H. W. Life histories and systematics of parasitic worms. **Systematic Zoology**, v. 2, n. 1, p. 7-18, 1953.
- TRAVASSOS, L.J.F. Introdução ao Estudo da Helmintologia. Rio de Janeiro. **Rev Bras Biol**; 173. 1950.
- URQUHART, G. M., *et al.* **Veterinary Parasitology**. 2nd Edition. Blackwell Science Ltd, Oxford, UK. 1996.
- VARCASIA, A. *et al.* First record of *Gongylonema nepalensis* in domestic and wild ruminants in Europe. **Veterinary Parasitology**, v. 246, p. 11-18, 2017.
- VAZ, Z.; PEREIRA, C. Two new parasitic worms of *Didelphys aurita*: *Skrjabinofilaria pricei* n. sp. and *Gongylonema marsupialis* n. sp. **Journal of the Washington Academy of Sciences**, v. 24, n. 1, p. 54-56, 1934.
- VICENTE, J.J., *et al.* Nematóides do Brasil. Parte V: Nematóides de mamíferos. **Revista Brasileira de Biologia**, v. 14, Supl.1, p. 1- 452. 1997
- VIDIGAL, T. H. D. A. *et al.* Polymerase chain reaction and restriction fragment length polymorphism of cytochrome oxidase subunit I used for differentiation of Brazilian *Biomphalaria* species intermediate host of *Schistosoma mansoni*. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 97, p. 47-52, 2002.
- VIEIRA, F.M., LUQUE, J.L., MUNIZ-PEREIRA, L.C. Checklist of helminth parasites in wild carnivore mammals from Brazil. **Zootaxa**, v.1721, p.1–23. 2008.
- VINEY, M. How can we understand the genomic basis of nematode parasitism?. **Trends in Parasitology**, v. 33, n. 6, p. 444-452, 2017.
- ZAROWIECKI, M.; BERRIMAN, M. What helminth genomes have taught us about parasite evolution. **Parasitology**, v. 142, n. S1, p. S85-S97, 2015.
- WADDELL, A. H. *Capillaria feliscati* in the bladder of cats in Australia. **Australian Veterinary Journal**, v. 43, n. 8, p. 297-297, 1967.
- WAISBERG, V.; LIMA, W. S.; VASCONCELOS-SANTOS, D. V. Intraocular *Gongylonema* Infection: First Case in Humans. **Ocular Immunology and Inflammation**,

v. 26, n. 4, p. 595-597, 2018.

WARREN, E. G. Studies on the morphology and taxonomy of the genera *Toxocara* Stiles, 1905 and *Neoascaris* Travassos, 1927. **Zoologischer Anzeiger**, v. 185, n. 5/6, 1971.

WARREN, E. G. Two new species of *Toxocara* from viverrid hosts. **Parasitology**, v. 65, n. 2, p. 179-187, 1972.

WEINSTEIN, S. B.; KURIS, A. M. Independent origins of parasitism in Animalia. **Biology Letters**, v. 12, n. 7, p. 20160324, 2016.

YAMAGUTI, S. **Systema helminthum. Volume III. The Nematodes of Vertebrates.**, 1961.