

**CENTRO UNIVERSITÁRIO DE ANÁPOLIS – UNIEVANGÉLICA
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO MESTRADO / DOUTORADO
EM SOCIEDADE, TECNOLOGIA E MEIO AMBIENTE**

THAYSSA FARIA PINHEIRO PAIXÃO

**LAGOCHILASCARIÁSE HUMANA:
fatores bióticos e abióticos envolvidos na transmissão da lagochilascaríase humana na
região neotropical**

ANÁPOLIS – 2019

Av. Universitária Km 3,5 Cidade Universitária 75083-515- Anápolis/GO

THAYSSA FARIA PINHEIRO PAIXÃO

**LAGOCHILASCARIÁSE HUMANA:
fatores bióticos e abióticos envolvidos na transmissão da Lagochilascariáse humana na
região neotropical**

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Sociedade, Tecnologia e Meio Ambiente do Centro Universitário de Anápolis-UniEVANGÉLICA, como requisito para a obtenção do título de Mestre em Ciências Ambientais. Sob a orientação da prof.^a. Dra. Dulcinea Maria Barbosa Campos.

ANÁPOLIS

2019

P149

Paixão, Thayssa Faria Pinheiro.

Lagochilascariase humana: fatores bióticos e abióticos envolvidos na transmissão da lagochilascariase humana na região neotropical / Thayssa Faria Pinheiro Paixão – Anápolis: Centro Universitário de Anápolis – UniEvangélica, 2019.

77 p.; il.

Orientador: Profa. Dra. Dulcinea Maria Barbosa Campos

Dissertação (mestrado) – Programa de pós-graduação em Sociedade, Tecnologia e Meio Ambiente – Centro Universitário de Anápolis – UniEvangélica, 2019.

1. *Dasyprocta sp.* 2. Parasitose 3. *Puma concolor*. 4. Região Neotropical

I. Campos, Dulcinea Maria Barbosa

II. Título

CDU 504

Catálogo na Fonte

Elaborado por Rosilene Monteiro da Silva CRB1/3038

Dedico esse trabalho ao meu esposo e meu filho, meu farol e meu esteio.

Vocês são a razão da minha luta e da minha caminhada.

AGRADECIMENTOS

À coordenação do Programa de Pós-graduação em Sociedade, Tecnologia e Meio Ambiente da UniEVANGÉLICA pela oportunidade de realizar este curso.

À Prof.^a Dr.^a Dulcineia Maria Barbosa Campos, exemplo de vida dedicada à arte da Ciência, com paixão. Agradeço pela orientação, paciência e pela honra em me conceder a possibilidade de ser por ela orientada.

Aos demais professores do PPG STMA, em especial às professoras Dr.^a. Josana de Castro Peixoto e Prof.^a Vivian da Silva Braz, que com sua alegria, companheirismo e dedicação me apresentaram de uma maneira leve o Mundo das Ciências Ambientais.

À Prof.^a Dr.^a Giovana Galvão Tavares, por me apresentar o PPG STMA e me acolher sempre com um sorriso largo e com uma presteza e generosidade inigualáveis.

Ao meu esposo, Henrique Macedo da Paixão, pelo suporte neste momento ímpar de minha trajetória acadêmica e profissional. Sua capacidade intelectual e sua inteligência emocional são um exemplo a ser seguido e uma referência para mim.

Ao meu filho, Pedro Pinheiro da Paixão, pelo carinho e suporte afetivo. Você é o grande responsável por essa vitória.

Aos meus pais, Sebastião Gomes Pinheiro e Maria do Carmo Faria Pinheiro. Vocês sempre acreditaram na minha capacidade e lutaram para proporcionar tudo o que almejei no tocante aos estudos.

À funcionária Caroline M. Cheles, secretária do PPG STMA, pela simpatia, interesse e apoio sempre que necessitei de questões administrativas.

À Faculdade de Medicina da UniEVANGÉLICA, pela paciência com minha incompletude neste tempo de dedicação ao Mestrado.

Aos meus colegas de trabalho, pela compreensão das minhas ausências sejam físicas ou de memória. Jamais esquecerei a compreensão e o suporte dado pelas minhas coordenadoras Núbia Vanessa Stort Silva, Jozelia Rego e Dorilene Francisca Pereira Costa.

Agradeço a Deus por ter me dado sabedoria e força para seguir adiante nos momentos difíceis e por ter sido meu companheiro em todos os instantes desta jornada.

E a todos os que contribuíram de forma direta ou indireta para a realização e a finalização deste trabalho.

Muito Obrigada!

LISTA DE ILUSTRAÇÕES

- Figura 1. Larva de 3º estágio de *Lagochilascaris minor*: (A) extremidade anterior; (B) vista lateral de larvas macho e fêmea..... 08
- Figura 2. Larva de 4º estágio de *Lagochilascaris minor*: (A) extremidade anterior; (B) genitália de larva fêmea; (C) extremidade posterior de larva macho; (D) Desenvolvimento das alças testiculares de larva macho..... 10
- Figura 3. Verme adulto de *Lagochilascaris minor*: (A) Vista superior; (B) Vista lateral..... 12
- Figura 4. Verme adulto macho de *Lagochilascaris minor*: (1) Lábio subdorsal; (2) Interlábio (3) Asa lateral. 12
- Figura 5. Extremidade posterior de verme adulto de *Lagochilascaris minor*: (1) Ducto ejaculatório; (2) Espículos. 13
- Figura 6. Fotomicrografia de um ovo de *Lagochilascaris minor*..... 14
- Figura 7. Região vulvar da fêmea de *Lagochilascaris minor* 15
- Figura 8. Ovo de *Lagochilascaris minor* em divisão celular 15
- Figura 9. Camundongo infectado experimentalmente por via oral com ovos infectantes de *Lagochilascaris minor*: (A) ovo infectante; (B) e (C) larva de 3º estágio; (D) nódulos granulomatosos contendo larvas de 3º estágio na musculatura e tecido subcutâneo 18
- Figura 10. Tecidos de *Dasyprocta agouti* contendo nódulos nos quais há larvas de terceiro estágio de *Lagochilascaris minor*. 19
- Figura 11. Lesão cervical ulcerada de paciente com lagochilascariase apresentando fistulização e drenagem espontânea de secreção. 21
- Figura 12. Paciente com lagochilascariase: (A) lesões fistulizadas em região pré-auricular, retroauricular e cervical esquerda; (B) tumoração cervical esquerda surgida após cicatrização das lesões iniciais 21

| | |
|--|----|
| Figura 13. Lesões em paciente com <i>lagochilascaríase</i> : (A) Lesão em região cervical drenando secreção purulenta; (B) Migração de verme adulto de <i>Lagochilascaris minor</i> da mastóide para o meato acústico externo. | 22 |
| Figura 14. Cortes histológicos de linfonodo e tonsila de paciente com <i>lagochilascaríase</i> demonstrando: (A) Reação granulomatosa em torno de vermes adultos; (B) Detalhe do verme adulto dentro da linfa, mostrando a asa lateral | 23 |
| Figura 15. Aspecto do ovo de <i>L. minor</i> em processo de embriogênese, larvado e larva eclodida por compressão entre lâmina e lamínula | 26 |
| Figura 16. Cortes histológicos de linfonodo e tonsila de paciente com <i>lagochilascaríase</i> demonstrando: (A) Detalhe dos ovos com aparência de “tampa de refrigerante”; (B) vermes adultos na amígdala. | 27 |
| Figura 17. Comparação entre ovos de <i>Ascaris lumbricoides</i> e <i>Lagochilascaris minor</i> (A) Membrana regular de <i>Ascaris lumbricoides</i> ; (B) Membrana de <i>Lagochilascaris minor</i> com “depressões” em aspecto de “tampa de refrigerante” | 27 |
| Figura 18. Limpeza cirúrgica das lesões na <i>lagochilascaríase</i> : (A) Nodulação em região submandibular e retroauricular (B) Drenagem da lesão (C) Verme eliminado e (D) higienização cirúrgica..... | 30 |
| Figura 19. Frequência (%) das principais presas de <i>Puma concolor</i> , por Ordem, em diferentes regiões das Américas..... | 51 |
| Figura 20. Frequência (%) de espécies de roedores utilizados como alimento por <i>Puma concolor</i> em diferentes regiões das Américas..... | 52 |
| Figura 21. Frequência (%) de roedores utilizados como alimento por <i>Puma concolor</i> no Brasil..... | 53 |
| Figura 22. Ciclo natural de <i>Lagochilascaris minor</i> | 54 |

LISTA DE ABREVIATURAS, SÍMBOLOS E SIGLAS

| | |
|---------------------------|--|
| a: | Ânfide |
| alat: | Asa lateral |
| alim: | Alimento |
| besc: | Borda em escova |
| bp: | Papilas subdorsais |
| cc: | Cápsula articular |
| ccort: | Camada cortical |
| cél: | Células |
| célsusc: | Células musculares |
| cint: | Camada interna |
| cut: | Cutícula |
| dl: | Lábio dorsal |
| ducej: | Ducto ejaculatório |
| dg: | Sulco profundo |
| DTNs: | Doenças Tropicais Negligenciadas |
| hip: | Hipoderme |
| il: | Prolongamentos triangulares interlabiais |
| int: | Intestino |
| llat: | Linha lateral |
| lz: | Luz |
| musc: | Músculos |
| nclo: | Nucléolo |
| nuc: | Núcleo |
| P: | Pequena papila |
| Pexc: | Polos excretores |
| PPG STMA: | Programa de Pós-graduação em Sociedade, Tecnologia e Meio Ambiente |
| rg: | Região globosa |
| SciELO: | <i>Scientific Electronic Library Online</i> |
| sl: | Lábio subventral |
| sptz: | Espermatozoide |
| vsem: | Vesícula seminal |
| μm: | <i>Micrometro</i> |

| | |
|------------|---------------|
| mm: | Milímetro |
| %: | Porcentagem |
| °C: | Graus Celsius |

SUMARIO

| | |
|--|-----------|
| RESUMO | 01 |
| ABSTRACT | 02 |
| INTRODUÇÃO | 03 |
| CAPÍTULO 1 – LAGOCHILASCARIÁSE HUMANA | |
| 1.1- Breve panorama histórico | 05 |
| 1.2- Etiologia | 06 |
| 1.3- Morfologia | 07 |
| 1.3.1 – Larvas de primeiro estágio | 07 |
| 1.3.2 – Larvas de segundo estágio | 07 |
| 1.3.3 – Larvas de terceiro estágio | 07 |
| 1.3.4 – Larvas de quarto estágio | 08 |
| 1.3.5 – Vermes adultos | 11 |
| 1.3.5.1 – Vermes adultos machos | 12 |
| 1.3.5.2 – Vermes adultos fêmeas | 14 |
| 1.3.6 – Ovos | 15 |
| 1.4 – Biologia | 16 |
| 1.4.1 – Habitat | 16 |
| 1.4.2 – Mecanismos de Transmissão e Ciclo Evolutivo Experimental | 16 |
| 1.5 – Patogenia | 21 |
| 1.6 – Diagnóstico | 24 |
| 1.6.1 – Diagnóstico clínico | 24 |
| 1.6.2 – Diagnóstico diferencial | 25 |
| 1.6.3 – Diagnóstico laboratorial | 26 |
| 1.6.3.1 – Exame parasitológico | 26 |
| 1.6.3.2 – Exame histopatológico | 26 |
| 1.6.3.3 – Exames laboratoriais complementares | 27 |
| 1.6.4 – Exames de imagem | 28 |
| 1.7 – Terapêutica e Profilaxia | 29 |
| Referências | 33 |
| CAPÍTULO II – FATORES BIÓTICOS E ABIÓTICOS ENVOLVIDOS NA | |
| TRANSMISSÃO DA LAGOCHILASCARIÁSE NA REGIÃO NEOTROPICAL | 40 |
| Resumo | 40 |
| Abstract | 41 |
| Introdução | 42 |
| 2.1 – Etiologia, Distribuição geográfica e epidemiologia | 44 |
| 2.2 – Manifestações clínicas | 45 |
| 2.3 – Diagnóstico | 46 |
| 2.4 – Tratamento e profilaxia | 47 |

| | |
|--|----|
| 2.5 – Mecanismos de transmissão e ciclo evolutivo..... | 48 |
| 2.5.1 – Fatores bióticos envolvidos na transmissão da doença | 49 |
| 2.5.2 – Fatores abióticos envolvidos na transmissão da doença..... | 53 |
| Considerações Finais | 55 |
| Referências | 56 |
| Apêndice | 66 |

RESUMO

A lagochilascaríase é uma enfermidade de evolução crônica, que pode levar a óbito rapidamente, caracterizada pela formação de abscessos fistulados, podendo conter o parasito e todos os estádios de seu ciclo evolutivo. As lesões humanas são encontradas nos tecidos da região cervical, mastóide, ouvido médio, rino-orofaringe (inclusive tonsila, alvéolo dentário), seios nasais, globo ocular, pulmões, região sacra, sistema nervoso central. A parasitose permanece sem terapêutica eficaz. Resultados do ciclo evolutivo experimental e relatos de pacientes permitem inferir que o homem, provável hospedeiro acidental, se infecta através da ingestão de carne crua ou malcozida de roedores contendo larvas encistadas do parasito. Leiper, 1909, sugeriu que felídeos silvestres fossem hospedeiros naturais desse helminto. Recentemente *Lagochilascaris minor* foi encontrado no felídeo silvestre *Puma concolor*, o que corrobora a hipótese de Leiper. *Puma* possui ampla distribuição, sendo encontrado desde o Canadá até o Sul da América do Sul. Possui uma dieta generalista e se alimenta de presas de diferentes portes, desde cervos a pequenos roedores e animais domésticos, muitos dos quais fazem parte também da dieta humana. Não há estudos sistematizados sobre elementos da cadeia epidemiológica que possam interferir na transmissão da lagochilascaríase na Região Neotropical, à qual a doença está restrita. Este trabalho teve como objetivo realizar uma revisão literária sobre a lagochilascaríase, incluindo a provável influência de fatores bióticos e abióticos envolvidos na transmissão da doença. Para tal, foram utilizados dados de literatura especializada online, destacando-se o Portal de Periódicos/CAPES que compreende periódicos inseridos nos bancos de dados do *Scielo (Scientific Electronic Library Online)*, *Pubmed* e *EBSCO Discovery Service*. Foi possível inferir que entre os felídeos *Puma concolor* seja hospedeiro definitivo natural de *L. minor* e *Dasyprocta sp* um importante roedor, hospedeiro natural intermediário de *L. minor*. Verificou-se também que a Região Neotropical possui características climáticas e de solo propícias ao desenvolvimento do parasito.

ABSTRACT

Lagochilascariasis is a disease of chronic evolution that can lead to death quickly, characterized by the formation of fistulated abscesses, which may contain the parasite and all stages of its evolutionary cycle. Human lesions are found in the tissues of the cervical region, mastoid, middle ear, rhino-oropharynx (including tonsil, dental socket), sinuses, eyeball, lungs, sacral region, central nervous system. Parasitosis remains without effective therapy. Results of the experimental evolutionary cycle and patient reports allow us to infer that humans, likely accidental hosts, become infected by eating raw or undercooked meat from rodents containing encysted larvae of the parasite. Leiper, 1909, suggested that wild felids were natural hosts of this helminth. Recently, *L. minor* was found in wild feline *Puma concolor*, which corroborated the Leiper hypothesis. *Puma* is widely distributed from Canada to southern South America. It has a general diet and feeds on prey of different sizes, from deer to small rodents and domestic animals, many of which are also part of the human diet. There are no systematic studies on elements of the epidemiological chain that may interfere with the transmission of lagochilascariasis in the Neotropical Region, to which the disease is restricted. This study aimed to carry out a literature review of lagochilascariasis, as well as to investigate the main biotic and abiotic factors involved in the transmission of the disease. For this, we used data from specialized online literature, highlighting the Portal of Journals / CAPES which comprises journals inserted in the databases of Scielo (Scientific Electronic Library Online), Pubmed and EBSCO Discovery Service. It was possible to infer that among the felids *Puma concolor* is the definitive natural host of *Lagochilascaris minor* and *Dasyprocta sp.* an important rodent intermediate natural host of *L. minor*. It was also verified that the Neotropical Region has favorable climatic and soil characteristics for the parasite development.

INTRODUÇÃO

A lagochilascaríase humana é uma parasitose rara, restrita à região neotropical. Dados de literatura são fortemente sugestivos de que a doença seja transmitida pela ingestão de carne de roedores silvestres contaminada com larvas encistadas do helminto *Lagochilascaris minor* (CAMPOS et al., 2017).

A obra *princeps* desta antropozoonose data de 1909, quando o helmintologista inglês Leiper, a partir de material recebido da secreção de abscesso subcutâneo de dois pacientes provenientes da Ilha de Trinidad e Tobago, descreveu a presença de um novo helminto do gênero *Lagochilascaris* (LEIPER, 1909).

O 1º caso brasileiro, o 11º da literatura mundial, foi descrito, no estado de São Paulo (ARTIGAS et al., 1968). Desde então, a Amazônia brasileira concentra a maior casuística nacional e mundial, principalmente no Estado do Pará (FRAIHA et al., 1989; CAMPOS et al., 2017).

As lesões humanas são caracterizadas por abscessos subcutâneos em diversas regiões da cabeça e pescoço e em pulmões e região sacral (FRAIHA et al., 1989).

O diagnóstico etiológico da doença é realizado através do encontro do parasito em suas diversas formas evolutivas nas secreções ou na biópsia das lesões, ou ainda de ovos nas fezes dos pacientes, quando as lesões fistulizam para o trato digestivo (LEÃO & FRAIHA, 1997; CAMPOS et al., 1992; CAMPOS et al., 2017).

O tratamento permanece em geral paliativo, pois a cura é rara e a doença progride, na maioria dos casos, com recidivas apesar das múltiplas drogas testadas (LEÃO & FRAIHA, 1997; CAMPOS et al., 2017). Há poucos casos na literatura com relato de boa evolução (BARBOSA et al., 2006; GUIMARÃES et al., 2010; MAQUINÉ et al., 2018).

Os hospedeiros naturais intermediários e definitivos de *L. minor* permanecem desconhecidos. Outra incógnita refere-se ao motivo da doença ocorrer de forma exclusiva na Região Neotropical.

Tais indefinições estimularam a realização do presente trabalho que objetivou identificar os fatores bióticos e abióticos provavelmente envolvidos na transmissão dessa parasitose, que completa 110 anos de descrição de seu agente etiológico. Dentre esses fatores, abordou-se a distribuição geográfica e os hábitos alimentares, com destaque para os roedores, de um felídeo ventilado como hospedeiro definitivo natural de *L. minor* (fatores bióticos), e os aspectos climáticos, tipos de vegetação e de solo da região neotropical (fatores abióticos) que propiciam o desenvolvimento de ovos infectantes e sobrevivência de animais hospedeiros *de L. minor*.

Para tal, foram utilizados dados de literatura especializada online, destacando-se o Portal de Periódicos/CAPES que compreende periódicos inseridos no banco de dados do *Scielo* (*Scientific Electronic Library Online*), *Pubmed* e EBSCO Discovery Service.

CAPÍTULO I – LAGOCHILASCARIÁSE HUMANA

1.1. Breve panorama histórico

O helmintologista inglês Robert T. Leiper (1909) da Escola de Medicina Tropical de Londres, descreveu um novo parasito presente em amostras de material recebido de abscesso subcutâneo de dois pacientes provenientes da Ilha de Trinidad e Tobago. Os helmintos eram brancos, pequenos e apresentavam três lábios ao redor da boca separados do restante do corpo por um profundo sulco interlabial e por uma fenda vertical em sua superfície interna. Tais lábios se assemelhavam aos de uma lebre, por isso foram batizados por Leiper (1909) de *Lagochilascaris spp.* (LEIPER, 1909).

Desde a descrição do parasito pela primeira vez por Leiper, vários casos da doença foram registrados em países do continente americano, tais como Bolívia (OLLE-GOIG *et al.*, 1996); Colômbia (MONDRAGON *et al.*, 1973; BOTERO & LITTLE, 1984; MONCADA *et al.*, 1998); Costa Rica (BRENES-MADRIGAL & BRENES, 1961); Equador (CALVOPINA *et al.*, 1998); México (CARRADA-BRAVO, 1980; MARAFLÓN, 1980; VARGAS-OCAMPO & ALVARADO-ALEMAN, 1997; BARREIRA-PÉRES *et al.*, 2012); Paraguai (ROIG *et al.*, 2010); Suriname (ORTLEPP, 1924; NASSY, 1954; WINCKEL & TREURNIET, 1956; OOSTBURG & VARMA, 1968; OOSTBURG, 1971, 1992); Trinidad e Tobago (PAWAN, 1926, 1927; DRAPER, 1963; DRAPER & BUCKLEY, 1963) e Venezuela (ORIHUELA *et al.*, 1982, 1987; VOLCAN *et al.*, 1982).

No Brasil, há 102 casos descritos da doença. O primeiro, relatado por Artigas *et al.* (1968) em paciente natural de cidade de Piracicaba, no Estado de São Paulo, era de uma paciente com abscessos fistulizados na região cervical. Já na Região Amazônica, o primeiro caso foi descrito por Leão *et al.* (1978), em um paciente do sexo masculino. O Brasil é o recordista mundial em número de casos, sendo que a maioria se concentra na Amazônia Legal, principalmente no Estado do Pará, seguido por Rondônia, Tocantins, Mato Grosso, Acre, Roraima, São Paulo e Paraná (MENDES *et al.*, 2018). Há apenas um caso registrado nos estados do Maranhão, Paraíba, Mato Grosso do Sul e Goiás (CAMPOS *et al.*, 2017). Não há registro dessa doença em outro local além da Região Neotropical (MENDES *et al.*, 2018).

Apesar do Brasil ser detentor da maioria dos casos mundiais da doença, ela não é considerada problema de saúde pública no País e, portanto, não existem ações de vigilância pública direcionadas à mesma (CAMPOS *et al.*, 2017).

1.2. Etiologia

A lagochilascaríase é uma antropozoonose causada pelo parasito descrito por Robert T. Leiper (1909) espécie *Lagochilascaris minor* pertencente ao gênero *Lagochilascaris*, subfamília ascaridinae, Família ascarididae, Ordem Ascaroidea e Classe Nematoda (LEIPER, 1909).

Outras cinco espécies deste gênero foram descritas por diferentes autores, mas *L. minor* é o único a parasitar o homem (FRAIHA *et al.*, 1989). *Ascaris turgida* (STOSSICH, 1902) foi descrito em gambá americano *Didelphis crassicaudata* na Argentina (SPRENT, 1971) e, posteriormente reclassificado por Travassos em 1924, como *Lagochilascaris turgida*, descrito em gambá da espécie *Didelphis aurita* no Brasil (TRAVASSOS, 1924). Leiper (1910) descreveu *Lagochilascaris major*, encontrada em leões africanos *Felis leo sabakiensis* (SPRENT, 1971b). *Lagochilascaris buckleyi*, encontrada na onça parda americana *Felis concolor* foi descrita também por Sprent (1971a). *Lagochilascaris sprenti* retirado de marsupiais (gambás) norte-americanos *Didelphis virginiana* foi descrito por Bowman et.al. (1983) e, por fim, *Lagochilascaris multipapillatum* Wang and Wang (1991), foi descrito como um parasito da víbora *Trimeresurus mucrosquamatus* da Ásia (WANG & WANG, 1991).

1.3. Morfologia

Do ponto de vista morfológico, *L. minor* apresenta quatro estádios larvares, sendo eles as larvas de 1º, 2º, 3º e 4º estádios, além das formas adultas, vermes machos e fêmeas e ovos (SPRENT, 1971b).

1.3.1 *Larvas de Primeiro Estádio*

Possuem 300 µm de comprimento. Podem ser encontradas no interior dos ovos, após uma semana e possuem uma única cutícula. O aparelho digestivo é composto pelo esôfago, que se inicia na extremidade anterior do corpo, seguido pelo intestino, reto e ânus (CAMPOS, 1999).

1.3.2. *Larvas de Segundo Estádio*

Possuem 400 µm de comprimento. Aparecem entre 10 a 15 dias de desenvolvimento. São maiores do que as larvas de 1º estágio. Possuem uma única cutícula, descolada nas extremidades anterior e posterior. O tubo digestivo é semelhante ao das larvas de 1º estágio (CAMPOS, 1999).

1.3.3 *Larvas de Terceiro Estádio*

As larvas de 3º estágio podem, no princípio, ser encontradas no interior dos ovos de *L. minor* e posteriormente encistadas nos tecidos de camundongos, hospedeiro intermediário experimental (CAMPOS *et al.*, 1992).

Experimentos *in vitro* demonstram a presença de larvas no interior de ovos de *L. minor* entre o 15º e o 21º dia de observação (CAMPOS, 1989). As larvas contidas no interior de ovos possuem 600 µm de comprimento, duas cutículas, o que caracteriza a segunda muda larval (SPRENT, 1971b; CAMPOS *et al.*, 1989). Tais cutículas são descoladas em suas extremidades e se estrangulam em sua porção posterior, formando uma protuberância terminal com o formato de “botão”. O tubo digestivo é semelhante aos demais estádios larvares (CAMPOS, 1989; CAMPOS *et.*, 1992).

As larvas encistadas nos tecidos dos hospedeiros intermediários (Fig 1A) possuem 900 μm de comprimento. Apresentam dois lábios subventrais e um lábio subdorsal pouco proeminentes e não possuem o sulco pós-labial presente nos vermes adultos. Seu tubo digestivo é simples, formado por esôfago (estriado, com pequena dilatação em sua porção final), intestino (longo, acompanhando toda a extensão do corpo), reto e ânus, semelhantes aos estágios anteriores (CAMPOS *et al.*, 1992). O sistema excretor é formado pelo poro excretor, ducto excretor e célula excretora. Possui anel nervoso e duas cutículas. As asas laterais se dirigem da porção anterior à posterior. Na extremidade posterior há uma cauda com uma protuberância terminal que é típica do gênero, denominada “knob” (Fig 1A). Na porção mediana encontra-se o primórdio genital, que diferencia o sexo da larva, por sua forma, sendo o do macho em formato de bastão e o da fêmea alongado e com a porção posterior bilobada (Fig 1 B) (CAMPOS *et al.*, 1992

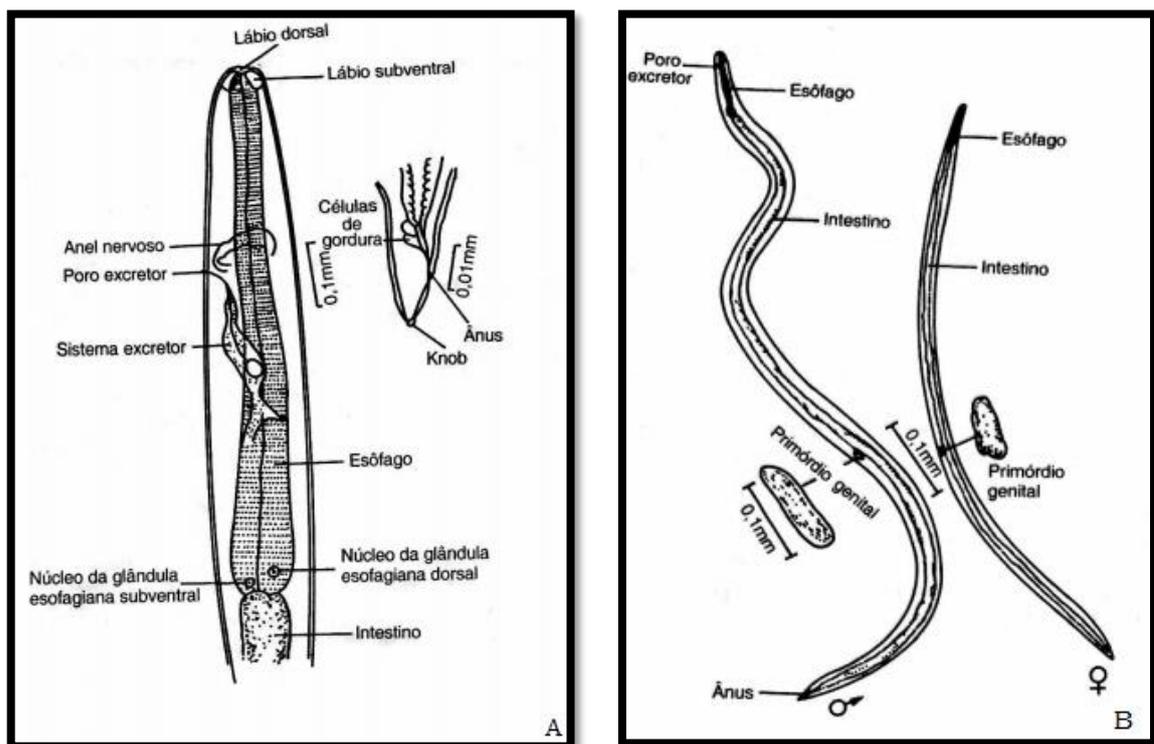


Figura 1: Larva de 3º estágio de *Lagochilascaris minor*. (A) Extremidade anterior de larva de terceiro estágio demonstrando lábio dorsal, lábio subventral, anel nervoso, esôfago, sistema excretor, esôfago e parte do intestino. (B) Vista lateral de larvas macho e fêmea de terceiro estágio, parte de seu tubo digestivo (esôfago e intestino) e o primórdio genital. **Fonte:** Adaptado de Campos *et al.*, 1992.

1.3.4. Larvas de Quarto Estádio

Possuem entre 4 a 8 mm de comprimento. Apresentam, em sua extremidade anterior, o interlábio em forma de cone, entre os lábios subventrais (Fig 2 A) e o lábio subdorsal (CAMPOS *et al.*, 1992). O lábio dorsal apresenta duas papilas duplas grandes e os subventrais uma dupla papila subventral, papila lateral e anfídeo (SPRENT, 1971b). Tubo digestivo e o sistema excretor são semelhantes aos da larva de 3º estágio (Fig. 2 A) (CAMPOS *et al.*, 1992). Na porção mediana, há o primórdio genital dando origem aos aparelhos reprodutores (CAMPOS *et al.*, 1992). Porção posterior sem o “knob”. Nas fêmeas, a vulva situa-se posteriormente, no meio do corpo, é fechada, e a vagina direciona-se para trás, comunicando-se com as primeiras ramificações uterinas (Fig. 2 B) (SPRENT, 1971b). Nos machos, visualiza-se os primórdios dos espículos (Fig. 2 C) na extremidade posterior, o ducto ejaculatório e os primórdios das alças testiculares ventralmente ao intestino e situados a 1/3 do comprimento do corpo (Fig 2 D) (SPRENT, 1971b).

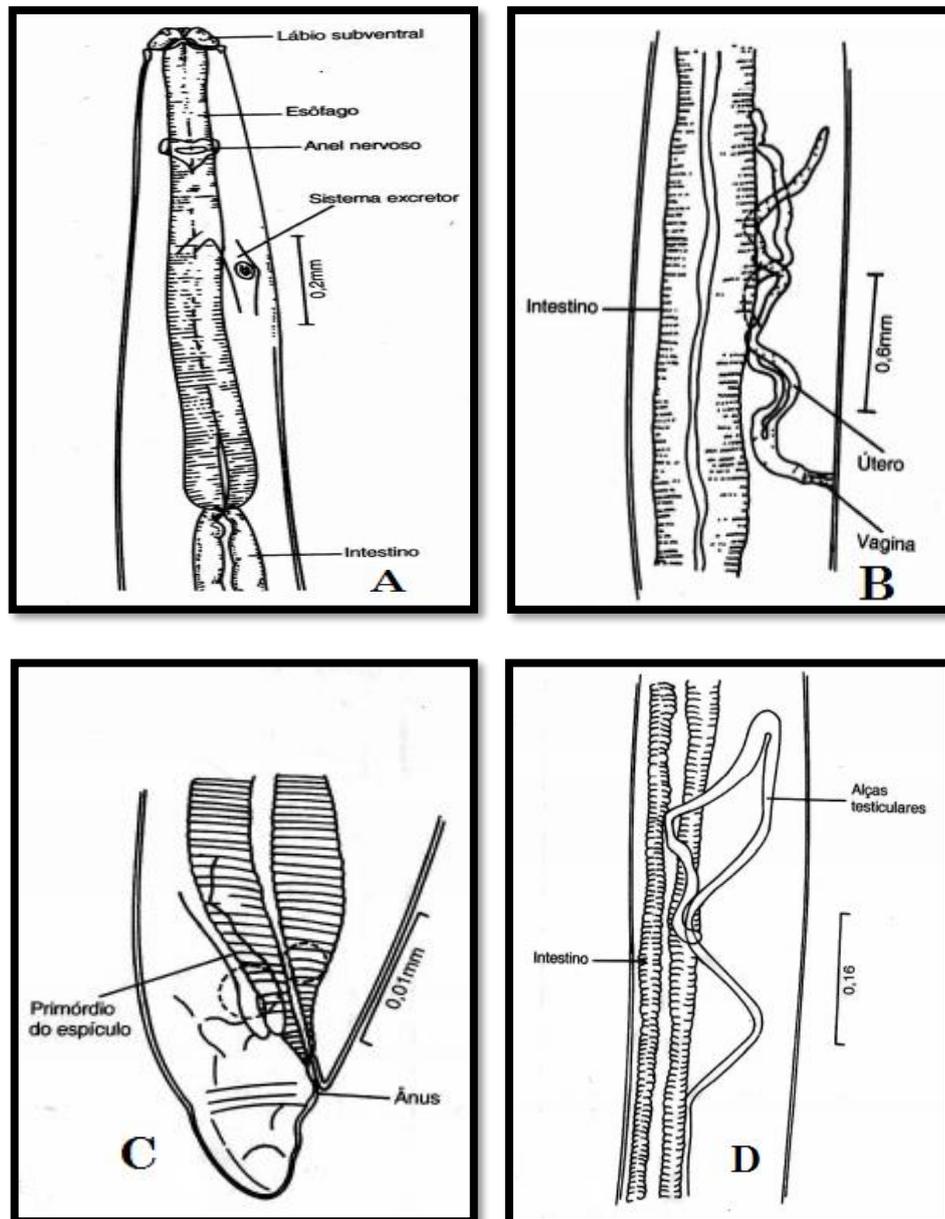


Figura 2: Larva de 4º estágio de *Lagochilascaris minor*: (A)Extremidade anterior, na qual pode ser visto o lábio subventral, o esôfago, o anel nervoso e o sistema excretor. (B) Parte da genitália de larva fêmea (útero e vagina). (C) Extremidade posterior de larva macho, na qual se vê o ânus e o primórdio do espículo. (D) Desenvolvimento das alças testiculares de larva macho. **Fonte:** Campos *et al.*, 1992.

1.3.5 Vermes Adultos

Possuem entre 6 a 12 mm de comprimento. A extremidade anterior é semelhante à de outros ascarídeos (CAMPOS, 1999), em forma de cúpula, composta por três lábios distintos localizados concentricamente ao redor da abertura oral, sendo dois subventrais e um subdorsal (Fig. 3A e Fig 3B). O lábio dorsal apresenta duas papilas subdorsais, os lábios subventrais possuem, cada um, uma dupla papila ventro-lateral, uma papila lateral e o poro anfidial. Os lábios são separados do restante do corpo por um sulco profundo, o sulco pós-labial (Fig.3B e Fig 4). A presença do sulco pós-labial é o diferencial deste gênero (SPRENT, 1971b).

Apresentam duas asas laterais (Fig. 4) pouco desenvolvidas, que são saliências da cutícula e se iniciam ao nível do anel nervoso, percorrem lateralmente o corpo e praticamente desaparecem no terço final, na extremidade posterior do corpo (SPRENT, 1971b; CAMPOS et al., 1992).

O tubo digestivo é formado por esôfago, intestino, reto e ânus ou cloaca. O esôfago é simples, claviforme, estriado, se dilata gradativamente em direção à porção final e se comunica diretamente com o intestino. Contém glândulas esofagianas em sua base com um núcleo grande póstero-dorsal arredondado e dois pequenos núcleos subventrais ovalados. O intestino é formado pelas células colunares com borda de escova. O reto é formado por células achatadas dorsais e ventrais com células acessórias, sendo as maiores a célula dorsal e as subventrais (SPRENT, 1971b; CAMPOS et al., 1992).

O sistema excretor é formado por célula excretora com núcleo arredondado, ducto excretor e poro excretor, abrindo ao nível do anel nervoso ou abaixo dele (SPRENT, 1971b).

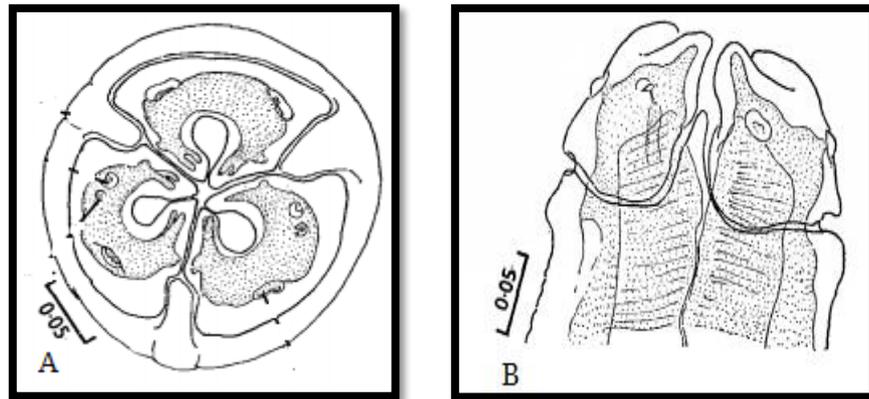


Figura 3: Verme adulto de *Lagochilascaris minor*: (A) Vista superior dos lábios de *L. minor*; (B) Vista lateral de *L. minor* demonstrando o sulco pós-labial. **Fonte:** Adaptado de Sprent,1971.

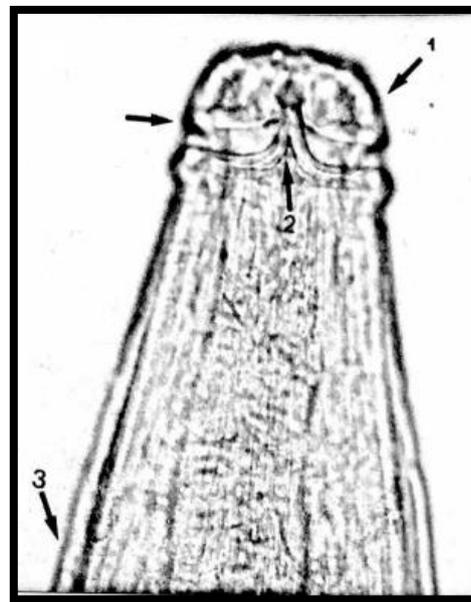


Figura 4: Verme adulto de *Lagochilascaris minor*: (1) Lábio subdorsal. (2) Interlábio. (3) Asa lateral. Aumento 10x10. **Fonte:** Campos, 1999.

1.3.5.1 Vermes Adultos Machos

Os machos são de pequeno porte, menores do que as fêmeas, apresentam a cauda lisa, curta, arredondada e têm a extremidade posterior, recurvada levemente para a face ventral (Fig. 5). O ducto ejaculatório (Fig. 5) é proeminente e continua com o ducto deferente até uma grande vesícula seminal. Papilas pós-cloacais variáveis em número e em disposição, em torno de cinco a seis pares, sendo uma papila dupla, de cada lado, logo após a cloaca, duas a três subdorsais e duas papilas ventrais, um par de papilas ventral e imediatamente anterior à cloaca.

Os espículos (Fig. 5) medem cerca de um terço do ducto ejaculatório (SPRENT, 1971b; CAMPOS et al., 1992).

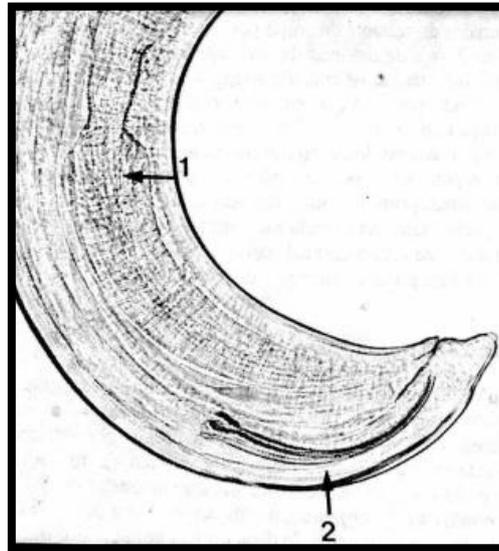


Figura 5: Extremidade posterior de verme adulto de *Lagochilascaris minor*: (1) Ducto ejaculatório. (2) Espículos. Aumento 10x10. **Fonte:** Campos, 1999.

Vieira (2012), caracterizou, histologicamente, vermes adultos machos de *Lagochilascaris minor*. Evidenciou, num corte transversal na porção média do verme, a presença das seguintes camadas, de fora para dentro (Fig. 6A): cutícula formada por diversas cristas em forma serrilhada, hipoderme ou subcutícula e células musculares estriadas. Em corte longitudinal (Fig. 6B), observou a asa lateral, uma projeção de aspecto liso com formato de cone e com a extremidade afilada, sem as cristas serrilhadas da cutícula, e a linha lateral de *L. minor* que percorre longitudinalmente todo o corpo de parasito. Em um corte transversal da porção posterior do corpo de *L. minor* (Fig 6C), observou algumas de suas estruturas internas como a cápsula cuticular que reveste os órgãos internos e as bordas em escova das células intestinais. A Figura 6D mostra um corte longitudinal de *L. minor*, no qual se observa a junção da vesícula seminal (repleta de espermatozoides) e do ducto ejaculatório. Na Figura 6E, observa-se os músculos de *L. minor*, o ducto ejaculatório, o intestino e os poros excretores. Já na Figura 6F, visualiza-se a cutícula, os músculos, o ducto ejaculatório, o intestino e o poro excretor.

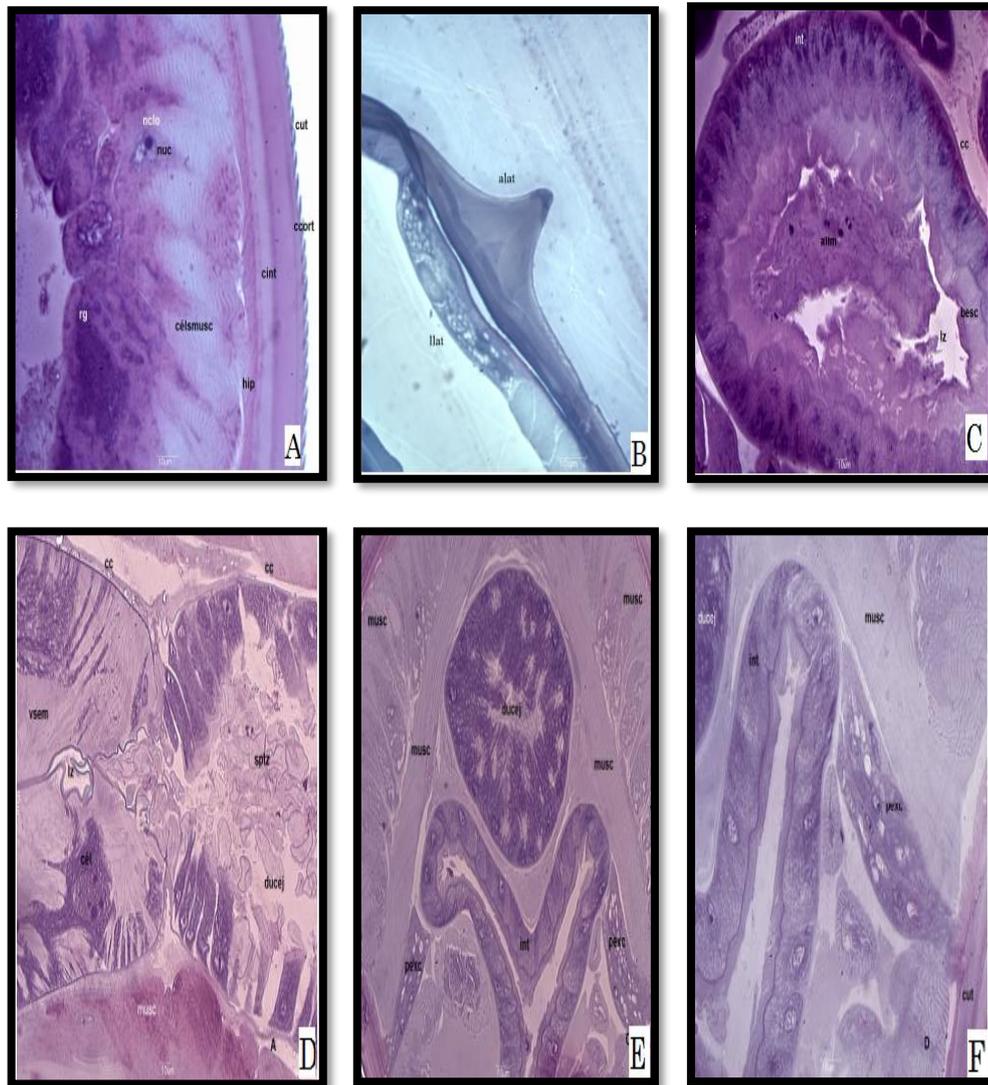


Figura 6: Fotomicrografia da porção média do corpo de *Lagochilascaris minor*: (A) Cutícula (cut) com suas camadas cortical (ccort) e interna (cint), hipoderme (hip), células musculares (célsusc) com núcleo (nuc) e nucléolo (nclo) evidentes e região globosa (rg). (B) Asa lateral (alat) e a linha lateral (llat). (C) Intestino (int) com suas células, apresentando longa borda em escova (besc) e alimento (alim) na luz (lz) do órgão. (D) músculo (musc), cápsula cuticular (cc), revestindo o ducto ejaculatório (ducej) repleto de espermatozoides (sptz) e a vesícula seminal (vsem), com uma de suas células (cél) e luz (lz). (E) Ducto ejaculatório (ducej), músculos (musc), intestino (int) e os poros excretores (pexc). (F) Cutícula (cut), poro excretor (pexc), intestino (int), músculos (musc) e ducto ejaculatório (ducej). **Fonte:** Adaptado de Vieira, 2012.

1.3.5.2 Vermes Adultos Fêmeas

O aparelho genital é formado por um útero com alças anteriores à vulva (FIGURA 7), vagina única, dirigida para frente, ovários posteriores e abertura vulvar simples que se encontra posteriormente à região mediana do corpo (SPRENT, 1971b; CAMPOS et al., 1992).

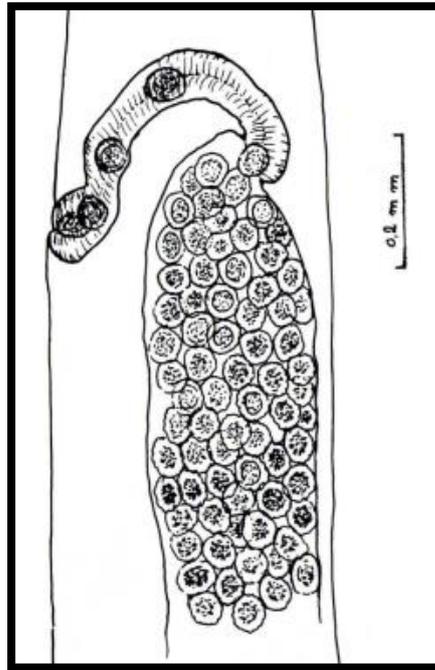


Figura 7: Região vulvar da fêmea de *Lagochilascaris minor*. **Fonte:** Campos *et al.*, 1987.

1.3.6 Ovos

Os ovos são ovais ou esféricos e apresentam depressões em padrão reticulado em sua superfície (Fig. 8) (SPRENT, 1971b; CAMPOS *et al.*, 1989; CAMPOS *et al.*, 1992). Permanecem viáveis tanto à temperatura ambiente (20°C a 33°C) quanto a 4°C por um período de 400 dias. Resistem por 24 horas à solução de formaldeído a 5%, 10% e 20% e ao álcool etílico a 70%, 80% e 90% G.L. Não há interferência em sua viabilidade pelo sulfato de zinco. O hipoclorito não interfere. Porém, são sensíveis ao lugol nas concentrações de 3,125%, 6,25%, 12,5%, 25%, 50% e 100%, ao congelamento a -10°C e às temperaturas de 80°C, 90°C e 97°C, em 24 horas. (OLIVEIRA *et al.*, 1995).

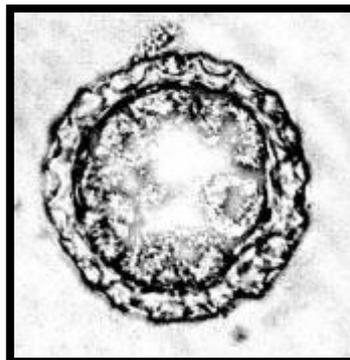


Figura 8: Ovo de *Lagochilascaris minor* em divisão celular. Aumento 40x10. **Fonte:** Campos, 1992

1.4 Biologia

1.4.1 Habitat

L. minor tem tropismo principalmente pela região cervical, incluindo orofaringe (Fig 13 D), nasofaringe, mastoide e ouvido médio, podendo ser encontrado ainda na região sacral, pulmões e sistema nervoso central. Portanto, difere-se do habitat normal dos outros ascarídeos que é o trato digestivo (LEIPER, 1909).

1.4.2. Mecanismos de Transmissão e Ciclo Evolutivo

Os mecanismos naturais de transmissão do parasito ainda não estão bem elucidados, visto que ainda não se tem certeza das espécies que seriam os hospedeiros naturais do mesmo (MENDES *et al.*, 2018).

Além do homem, há registros de infecção natural por *L. minor* em outros animais, sendo eles canídeos, tais como *Canis familiaris* (VIDOTTO *et al.*, 1982) no Brasil e *Speothos venaticus* (VOLCÁN, 1990); ou felídeos, como em gato doméstico (*Felis catus domesticus*) no Brasil (FRAIHA *et al.*, 1984), sendo que este poderia inclusive atuar como um reservatório, visto que apresentou 100% de susceptibilidade à infecção experimental (BARBOSA *et al.*, 2005).

Leiper (1909) propôs que o hospedeiro natural de *L. minor* seria um carnívoro, um felídeo silvestre, no qual ocorreria naturalmente no trato digestivo; e o homem seria um hospedeiro acidental.

Winckel & Treurniet (1956) afirmaram que *L. minor* é um parasita anormal do sistema digestivo de onças e outros felídeos silvestres da América do Sul.

Segundo Oostburg & Varma (1968) *L. minor* é um parasito do trato de digestivo de algum animal silvestre, ainda desconhecido.

Sprent (1971b) sugeriu um ciclo direto simples, no qual o homem, um hospedeiro alternativo, se comportaria como o hospedeiro natural definitivo. Para ele, a infecção ocorreria pela ingestão de ovos embrionados, sendo que as larvas fariam um ciclo pulmonar, pois migrariam para os pulmões, ali sofreriam muda até larvas de 3º estágio que migrariam pela traqueia até os tecidos afetados, nos quais se desenvolveriam até as formas adultas.

Foi ainda aventada a hipótese de transmissão por via hídrico-oral através da ingestão de água não filtrada, contendo larvas infectantes, possivelmente de 2º estágio, sendo que tais larvas eclodiriam de ovos eliminados em fezes de felídeo silvestre, que seria o reservatório do parasito. Para estes autores, ao deglutir a água contaminada, as larvas se fixariam e penetrariam na mucosa oral, não havendo, portanto, o ciclo pulmonar (FRAIHA *et al.*, 1983)

Smith *et al.* (1983) demonstrou que *Lagochilascaris sprengi* necessita de um mamífero em seu ciclo evolutivo. Utilizando gambás, identificou que o ciclo não se desenvolve quando são alimentados com ovos infectantes, mas sim, quando os mesmos ingerem carcaças de camundongos infectados com larvas encistadas, e que o parasito é capaz de se desenvolver até a maturidade nos hospedeiros em regiões não habituais, pois foram encontrados vermes adultos, ovos embrionados e larvas encistadas em massa mesentérica de gambás, e parasitos em cabeça, região cervical e na pata dianteira de camundongos. Fez, então, uma analogia entre *L. sprengi* e *L. minor*. Formulou a hipótese de que o homem se infectaria através da ingestão de carne crua ou malcozida de animais silvestres, hospedeiros intermediários, contaminada com larvas encapsuladas, e que essas poderiam também migrar do estômago às regiões nas quais os vermes têm sido encontrados nas lesões humanas.

Essa é a hipótese mais aceita e foi confirmada por Campos *et al.* (1992) e, posteriormente por Paçô *et al.* (1999).

Campos *et al.* (1992) descreveram o ciclo evolutivo de *L. minor*, utilizando o modelo experimental usando gatos (*Felis catus domesticus*) como hospedeiro definitivo, e camundongos (*Mus musculus*), como hospedeiros intermediários deste parasito. Obtiveram ovos de lesões humanas e/ou gatos infectados experimentalmente e os mantiveram em solução de formol a 1%, à temperatura de 20° a 33 °C por 30 dias para a obtenção do estágio infectante.

Os camundongos foram inoculados com ovos infectantes por via oral, sendo que as larvas de 3º estágio eclodiram na parede intestinal do intestino delgado e ceco (Fig. 9A e 9B) e migraram por meio dos vasos linfáticos e veia porta, encistando em diversos órgãos como fígado (Fig. 9C), pulmões e nos músculos esqueléticos e tecido subcutâneo (Fig. 9D).

Gatos foram alimentados com as carcaças dos camundongos e em seus estômagos, os cistos eclodiram liberando as larvas de 3º estágio no estômago, migraram para as porções

superiores do trato digestivo e atingiram sua maturidade na rino e orofaringe, seios nasais, mastoide, ouvido, linfonodos cervicais, pulmões e cérebro. A partir daí formaram túneis e massas tumorais nos tecidos do hospedeiro, reproduziram-se e os ovos, larvas e parasitos puderam ser encontrados nas lesões, o que caracteriza a autoinfecção, e os ovos nas fezes do hospedeiro, quando as fístulas atingiram o trato digestivo dos mesmos.

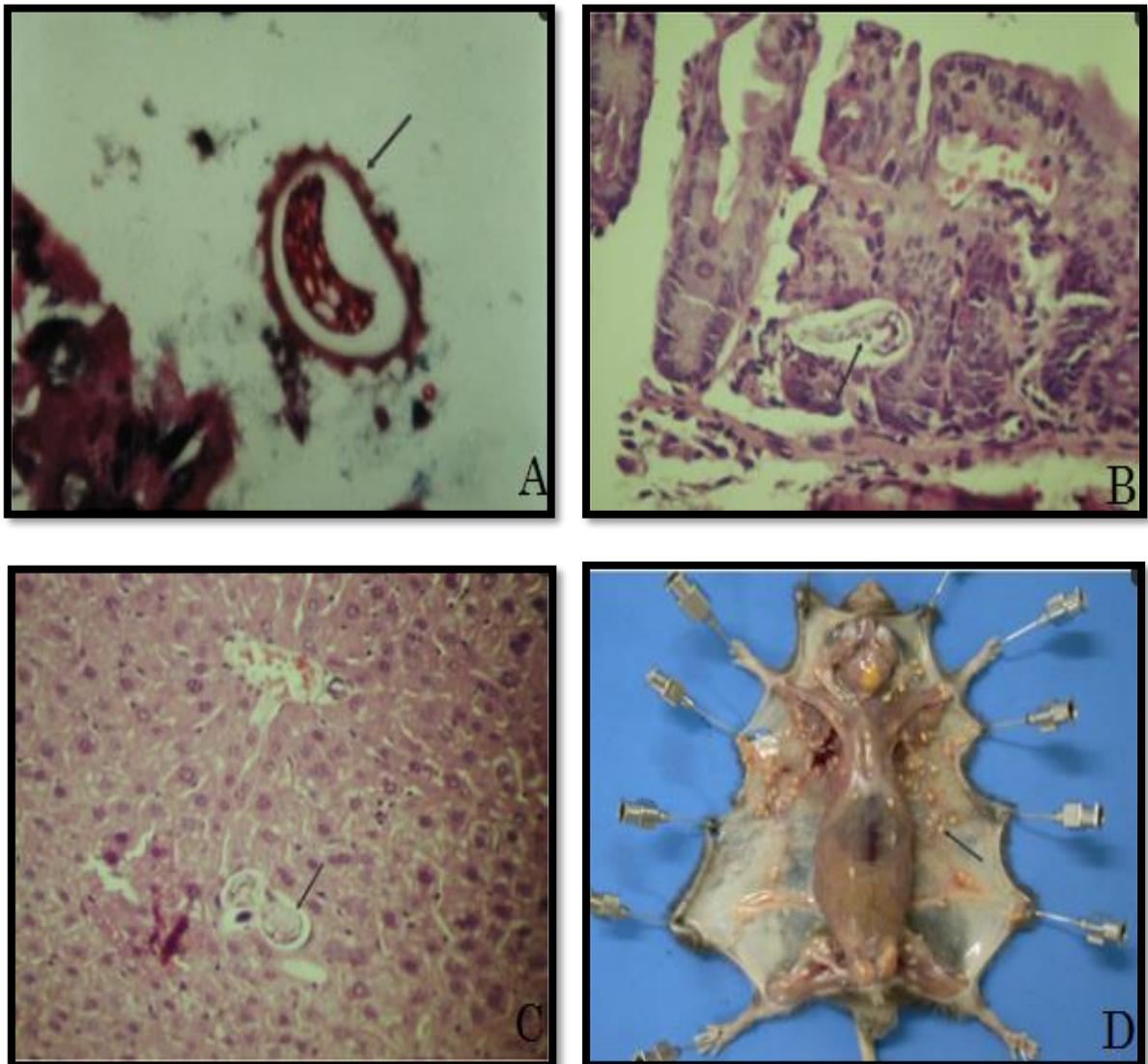


Figura 9: Camundongo infectado experimentalmente por via oral com ovos infectantes de *Lagochilascaris minor*: (A) Ovo infectante no lúmen intestinal. (B) Larva de 3º estágio eclodida de ovo atravessando a mucosa cecal. (C) Larva de 3º estágio no parênquima hepático. (D) Nódulos granulomatosos contendo larvas de 3º estágio na musculatura e tecido subcutâneo. **Fonte:** Campos *et al.*, 2017.

Ao serem inoculados por via oral com ovos infectantes, observou-se que os parasitos, nos hospedeiros definitivos, não atingiram a maturidade.

Paçô *et al.* (1999) comprovaram os resultados anteriores, também de forma experimental, utilizando os roedores *Cavia porcellus* (cobaia), *Dasyprocta agouti* (cutia) e

Calomys callosus (camundongos vesper) como hospedeiros intermediários que, ao serem inoculados por via oral com ovos, contendo larvas de 3º estágio, apresentaram a formação de larvas encistadas em seus tecidos (Fig. 10) e, ao servirem de alimentos para gatos, reproduziram os achados dos experimentos com camundongos. Nesse estudo, *D. agouti* mostrou-se especialmente mais suscetível à infecção por *L. minor* do que os outros roedores.

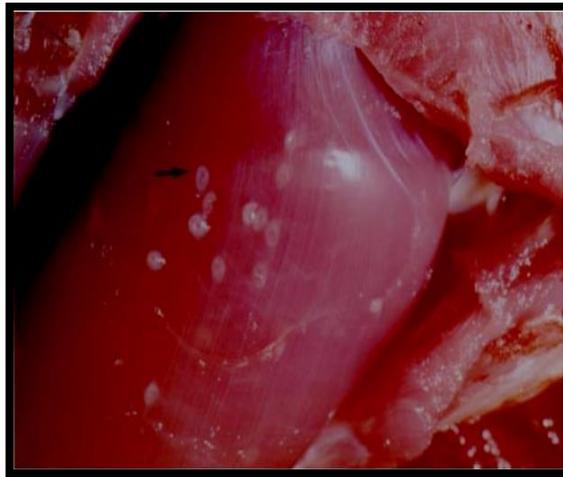


Figura 10: Tecidos de *Dasyprocta agouti* contendo nódulos nos quais há larvas de terceiro estágio de *Lagochilascaris minor*. **Fonte:** Paço *et al.*, 1999.

Esses autores propuseram o fato de que roedores silvestres como a cutia ou preá, habitualmente usados na alimentação humana em áreas de ocorrência da *Lagochilascariase*, sejam naturalmente hospedeiros intermediários de *L. minor*.

Os trabalhos de Campos *et al.* (1992) e Paçô *et al.* (1999) confirmaram a hipótese de Smith *et al.* (1983) de que o homem, ao ingerir a carne contaminada de roedores silvestres contendo cistos, os mesmos eclodiriam no estômago humano, liberando larvas de 3º estágio que migrariam, por um mecanismo de tropismo ainda desconhecido, para as regiões superiores do tubo digestivo e vias aéreas, sem passar por ciclo cardiopulmonar. Nesses locais, atingiriam a maturidade e ali as fêmeas fariam a oviposição, cujas larvas resultantes seriam capazes de originar novos vermes adultos, iniciando um novo ciclo e promovendo, assim, a autoinfecção, o que determinaria a cronicidade da doença. Os ovos seriam eliminados pelas fezes e contaminariam o solo. Ao se tornarem embrionados e serem ingeridos por hospedeiros intermediários, os roedores silvestres, evoluiriam nos mesmos para formas larvadas encistadas, completando o ciclo enzoótico natural.

Campos *et al.* (1992) sugeriram que o trato digestivo dos carnívoros teria componentes que interfeririam na saída da fase larval do ovo por inviabilizarem as larvas de 3º

estádio do interior de ovos de *L. minor* e que o hospedeiro intermediário na primo-infecção parece ter um papel fundamental na cadeia de transmissão epidemiológica de *L. minor*, pois a passagem do parasito no corpo do mesmo parece ser necessária para que ele adquira mais resistência, o que o torna capaz de se desenvolver posteriormente no hospedeiro definitivo.

A infecção humana tem sido relatada em pessoas de condições socioeconômico menos favorecidas que residem em zonas rurais, ou ao lado de áreas florestais ou em pequenos vilarejos de baixa densidade populacional e que se alimentam de carne crua ou malcozida de roedores silvestres (CAMPOS et al, 1991).

As populações da Amazônia, local de maior incidência da doença, consomem um vasto cardápio de animais silvestres, que são importante fonte proteica em sua dieta e por serem disponíveis sem custos financeiros. (SILVA, 2007; AMARAL, 2012). Além disso, a carne de animais silvestres faz parte culturalmente da composição alimentar da população sendo, inclusive, comercializada livremente em feiras e mercados populares (AGUIAR, 1996).

Há ainda áreas de proteção ambientais, nas quais vivem *Puma* e outros felídeos, como regiões da Mata Atlântica paranaense brasileira, nas quais há competição por presas, principalmente selvagens entre moradores locais e predadores felídeos (LEITE & GALVÃO, 2002).

1.5 Patogenia

Há, primeiramente, a formação de lesões tumorais sob a forma de pseudocisto, nódulo ou abcesso (FRAIHA *et al.*, 1989) não-fistulizado, indolor, que aumenta gradativamente de tamanho, chegando a um diâmetro de 5 a 12 cm, se torna dolorosa e se apresenta com bordas indefinidas, podendo evoluir, ou não, para ulceração e/ou fistulização espontânea (Fig. 11) (CAMPOS *et al.*, 2017).

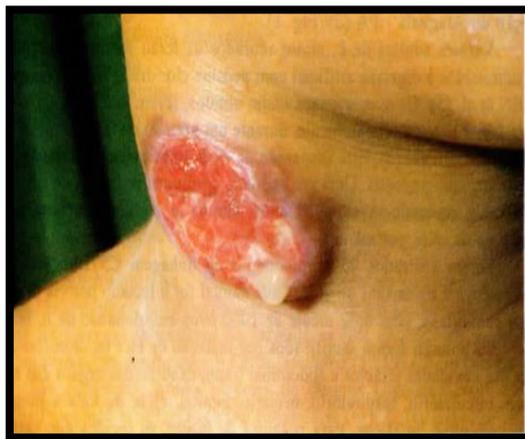


Figura 11: Lesão cervical ulcerada de paciente com Lagochilascariase apresentando fistulização e drenagem espontânea de secreção. **Fonte:** Freire Filha & Campos, 1992.

Quando fistuliza, elimina secreção purulenta (Figs 11, 12A e 13A) ou serosanguinolenta e fétida, contendo o parasito em suas diversas formas evolutivas, o que caracteriza o processo de autoinfecção e, conseqüentemente, determina a cronicidade da doença (MORAES *et al.*, 1983; CAMPOS *et al.*, 1995; CAMPOS & BARBOSA, 2016).



Figura 12: Paciente com Lagochilascariase: (A) Lesões fistulizadas em região pré-auricular, retroauricular e cervical esquerda. (B) Tumoração cervical esquerda surgida após cicatrização das lesões iniciais em região pré-auricular e retroauricular. **Fonte:** Campos *et al.*, 1995.

Podem aparecer lesões secundárias próximas ou bem distantes da lesão inicial (Figs 12 B e 13 B) devido à capacidade de migração do parasito pelos tecidos do hospedeiro, inclusive fazendo osteólise, formando túneis, por liberação de enzimas proteolíticas capazes de hidrolisar o colágeno da matriz extracelular, e pela evasão dos mecanismos hemostáticos. Tais mecanismos seriam as responsáveis pela invasão, migração e evasão da resposta imune, e pela nutrição e desenvolvimento dos parasitos no hospedeiro (BARBOSA *et al.*, 2006).

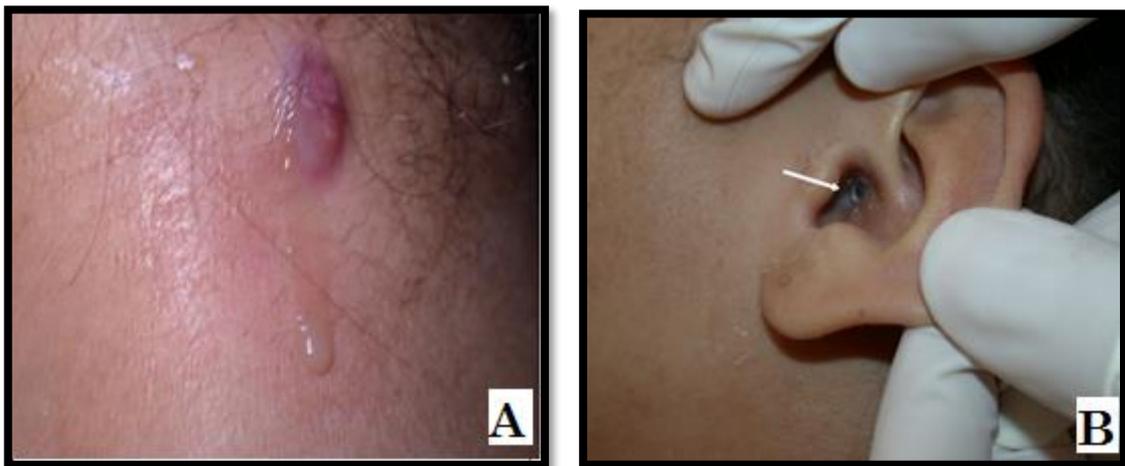


Figura 13: Lesões em paciente com Lagochilascariase: (A) Lesão em região cervical drenando secreção purulenta. (B) Migração de verme adulto de *Lagochilascaris minor* da mastoide para o meato acústico externo. **Fonte:** Campos *et al.*, 2017.

A doença é polimórfica e os sinais e sintomas específicos variam em função da localização e do número das lesões, da resposta imune do hospedeiro e da carga parasitária (CAMPOS, 1999).

Histologicamente, observa-se epiderme com áreas de atrofia leve e hiperplasia regular; derme com lesão granulomatosa crônica progressiva do tipo corpo estranho (Fig. 14 A), contendo vermes ou seus fragmentos no centro, circundados por um infiltrado formado por células plasmáticas, tais como neutrófilos, macrófagos, além de fibroblastos (CAMPOS *et al.*, 1987; LÓPEZ *et al.*, 2003; SEMERENE *et al.*, 2004). Em geral, são formados numerosos abscessos interconectados por tratos fistulosos, envolvidos por um tecido de granulação, células gigantes multinucleadas e áreas de densa fibrose (SEMERENE *et al.*, 2004).

Os linfonodos (Figs 14 A e B) podem apresentar folículos linfóides com tamanho variado, centro germinativo hiperplásico, áreas de necrose e granulomas semelhantes aos da epiderme e derme (CAMPOS, 1999).

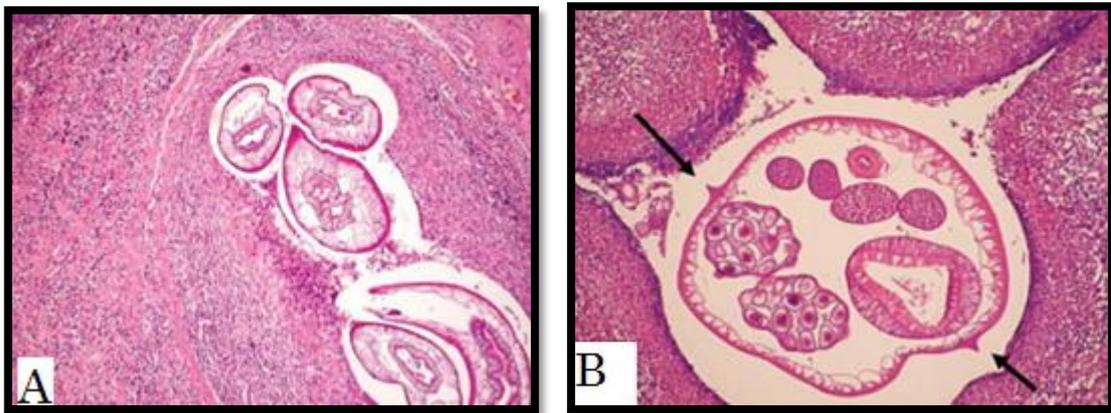


Figura 14: Cortes histológicos de linfonodo e tonsila de paciente com *Lagochilascariase* demonstrando: (A) Reação granulomatosa em torno de vermes adultos (HE, 100 ×). (B) Detalhe do verme adulto dentro da linfa, mostrando a asa lateral (seta) (HE, 100 ×). **Fonte:** Barreto *et al.*, 2018.

Nos cortes de tecido pulmonar, foram observados a presença de inúmeros ovos embrionados no interior de microabscessos ou granulomas; cortes de vermes no centro de granulomas ou áreas de necrose e restos de larvas em espessos anéis de tecido fibroso; alvéolos repletos de histiócitos vacuolizados, neutrófilos e fibrina e linfócitos e plasmócitos ao redor de brônquios (MORAES *et al.*, 1985).

Semerene *et al.* (2004) descreveu os resultados experimentais em camundongos da resposta inflamatória às larvas de terceiro estágio de *L. minor*. Supôs que o parasito e as substâncias irritantes que ele secreta, podem induzir uma forte resposta inflamatória gerando invasão tecidual, formação de abscessos e migração para órgãos distantes. A reação inflamatória inicial encontrada foi exsudativa, com afluxo imediato de neutrófilos e, a partir do quinto dia, aumento de eosinófilos, com correspondente aumento nos níveis no sangue periférico. Tais polimorfonucleares possuem potentes enzimas proteolíticas e estão associados à defesa contra infecções helmínticas, sendo inclusive os grânulos dos eosinófilos, implicados como mediadores finais na morte de helmintos. Os resultados indicam que a resposta inflamatória final ao parasito compreende uma reação granulomatosa com células epitelióides e fibrose progressiva com deposição de colágeno.

1.6 Diagnóstico

1.6.1 Diagnóstico clínico

O diagnóstico clínico geralmente é tardio, seja porque os indivíduos infectados só procuram assistência médica nas fases desenvolvidas da doença por questões econômicas, seja pela raridade da mesma e ainda pelo desconhecimento da nosologia por parte dos profissionais de saúde que confundem o abscesso com outros de causa mais comum, como a bacteriana (CAMPOS, 1999; CAMPOS *et al.*, 2017). Em muitos casos, o diagnóstico definitivo só é feito após a autópsia, como na lagochilascariase no sistema nervoso central e pulmões (CAMPOS, 1999).

As manifestações clínicas podem ocorrer em um espectro. Há casos leves, sem influência no estado geral do paciente. Há também pessoas que permanecem infectadas durante cinco a vinte anos (SPRENT, 1971a e b), havendo melhora dos sintomas com o uso de medicamentos e, em seguida, evoluem para reagudização dos processos parasitários, após interrupção do tratamento. Pode gerar ainda um grande e importante comprometimento do estado geral, com perda ponderal considerável. E há, por fim, casos graves e fatais, com óbito em três meses, geralmente causados por comprometimento respiratório ou do sistema nervoso central. (MORAES *et al.*, 1985; CAMPOS, 2016; CAMPOS *et al.*, 2017; ROSEMBERG *et al.*, 1986; ORIHUELA *et al.*, 1987; VELOSO *et al.*, 1992; LÓPEZ *et al.*, 2003).

As lesões são comumente encontradas nos tecidos da região cervical (Figs 11, 12 A e B e 13 A) (LEIPER, 1909; DRAPER & BUCKLEY, 1963; CHIEFFI *et al.*, 1981; MORAES *et al.*, 1983; CAMPOS *et al.*, 1983, 1987, 1995; VELOSO, *et al.*, 1992; AGUILAR-NASCIMENTO *et al.*, 1993; VARGAS-OCAMPO & ALVARADO-ALEMAN, 1997; CALVOPINA *et al.*, 1998; PAULA *et al.*, 1998; BARRETO *et al.*, 2018; MAQUINÉ *et al.*, 2018). Abscesso dentário (SANTOS *et al.*, 1981) Mастоide (FIGURAS 12 A e B) (ORTLEPP, 1924; WINCKEL & TREUNIET, 1956; CORREA *et al.*, 1978; ROCHA *et al.*, 1984; ORIHUELA *et al.*, 1987; VELOSO *et al.*, 1992; BENTO *et al.*, 1993; CAMPOS *et al.*, 1995; GUIMARÃES *et al.*, 2010; ROIG *et al.*, 2010; BARRERA-PÉRES, *et al.*, 2012). Ouvido (FIGURA 13B) (CORREA *et al.*, 1978; ROCHA *et al.*, 1984; ORIHUELA *et al.*, 1987; VELOSO *et al.*, 1992; GUIMARÃES *et al.*, 2010; ROIG *et al.*, 2010). Rino-orofaringe (PAWAN, 1926; MONDRAGON *et al.*, 1973; VOLCAN *et al.*, 1982; BOTERO & LITTLE, 1984; CAMPOS *et al.*, 1987; AQUINO *et al.*, 2008; BARRERA-PÉRES, *et al.*, 2012). Seios

nasais (VELOSO *et al.*, 1992; VOLCAN *et al.*, 1992; BARRERA-PÉRES, *et al.*, 2012). Globo ocular (AQUINO *et al.*, 2008). Pulmões (MORAES, *et al.*, 1985; ROSEMBERG *et al.*, 1986). Região sacral (MONTEIRO *et al.*, 1988). Sistema nervoso central (ROSEMBERG *et al.*, 1986; OBEID, 1985; ORIHUELA *et al.*, 1987; VELOSO *et al.*, 1992; ZACARIOTTI, 1996; AQUINO *et al.*, 2008).

Portanto, a depender do local, a lesão pode se manifestar como lesões de pele supurativas; infecções de tonsila, mastoide e ouvido médio podem gerar mastoidite, otite média supurativa, hipoacusia, sinusite, amigdalite e zumbido. Lesões em globo ocular podem gerar secreção purulenta; abscessos pulmonares podem gerar manifestações respiratórias (tosse, dispneia, expectoração, febre, cianose, com evolução possível para insuficiência respiratória) (MORAES *et al.*, 1985; ROSEMBERG *et al.*, 1986; AQUINO *et al.*, 2008).

Manifestações neurológicas surgem quando os abscessos de mastóide e ouvido médio se estendem para a base do crânio e formam abscessos extradurais (síndrome cerebelar, síndrome convulsiva, paralisia facial periférica, manifestações por lesões de outros pares cranianos, cefaleia intensa, distúrbios do comportamento, tetraparesia de membros inferiores, rigidez de nuca e sinais de irritação meníngea) (ROSEMBERG *et al.*, 1986; ORIHUELA *et al.*, 1987; VELOSO *et al.*, 1992; AQUINO *et al.*, 2008).

1.6.2 Diagnóstico diferencial

O diagnóstico diferencial da lagochilascaríase é amplo e deve ser realizado com condições inflamatórias e neoplásicas, dentre elas a tuberculose ganglionar, actinomicose, paracoccidiodomicose e leishmaniose (LEÃO & FRAIHA, 1997). Nos quadros neurológicos, o diagnóstico diferencial é feito com outras enfermidades que acometem a base do crânio, tais como meningioma, granulomas de colesterol, cistos epidermóides, teratoma benigno, craniofaringioma, mixoma cardíaco metastático e adenoma de hipófise (ZACARIOTTI, 1996). Já nos quadros que acometem ouvido, rino e orofaringe, deve-se diferenciar de sinusites, tonsilites, otites e mastoidites de outras naturezas (CAMPOS, 1999). Nos quadros respiratórios, deve-se descartar doença granulomatosa pulmonar por tuberculose miliar ou infecção fúngica (MORAES *et al.*, 1985).

Devido à gama de diagnósticos diferenciais, a anamnese e o exame físico bem detalhados são primordiais, tendo em vista o espectro das possibilidades diagnósticas.

1.6.3 Diagnóstico laboratorial

1.6.3.1. Exame Parasitológico

O diagnóstico etiológico é dado pelo exame parasitológico das secreções das lesões que se baseia na identificação dos vermes, larvas e ovos a partir da análise microscópica do exsudato liberado dos abscessos (Fig. 15), ou pelo exame parasitológico de fezes, visto ser muito frequente a fistulização das lesões de rino e orofaringe para a luz do tubo digestivo, com o consequente achado de ovos nas fezes dos pacientes que são, comumente confundidos com ovos de *Ascaris lumbricoides* (LEÃO & FRAIHA, 1997; CAMPOS et. al., 1999; CAMPOS E BARBOSA, 2016). Os ovos podem ser encontrados também em material obtido de secreção pulmonar, conduto auditivo, mastoide e seios paranasais (CAMPOS, 1999).

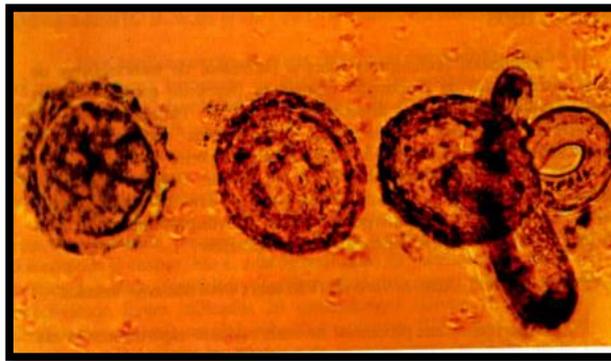


Figura 15: Aspecto do ovo de *Lagochilascaris minor* em processo de embriogênese, larvado e larva eclodida por compressão entre lâmina e lamínula. **Fonte:** Barbosa et al., 1997.

1.6.3.2. Exame Histopatológico

Realizado através de biópsia das lesões. Do ponto vista histopatológico, caracteriza-se pela presença de granuloma do tipo “corpo estranho” (Fig. 14 A e B), contendo células gigantes com elementos parasitários, que podem ser representados por partes de vermes adultos, larvas e ovos (Fig. 16 A e B; Fig. 17 A e B) sendo que estes últimos devem ser diferenciados de ovos de *Ascaris lumbricoides* (CAMPOS 1999).

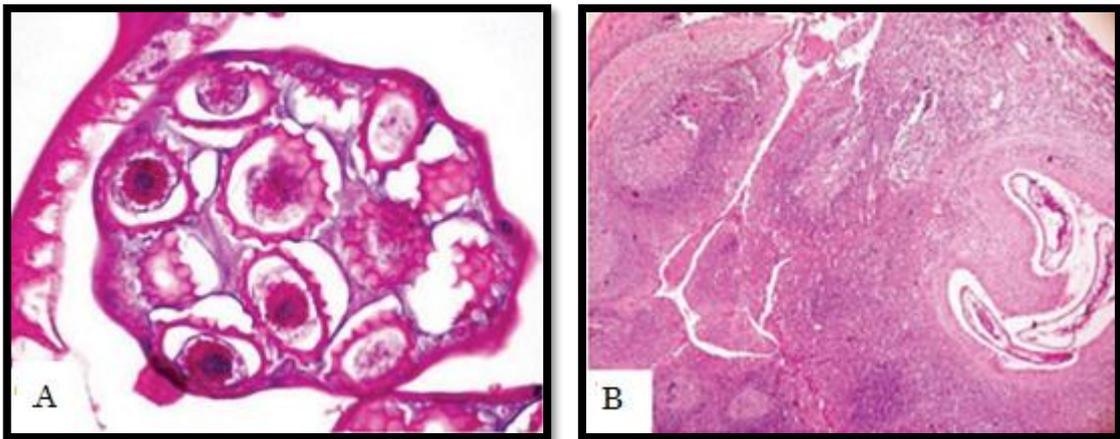


Figura 16: Cortes histológicas de linfonodo e tonsila de paciente com *Lagochilascariase* demonstrando: (A) Detalhe dos ovos com aparência de “tampa de refrigerante” (HE, 400 ×); (B) vermes adultos na amígdala (HE, 40 ×). HE: hematoxilina e eosina. **Fonte:** Barreto *et al.*, 2018.

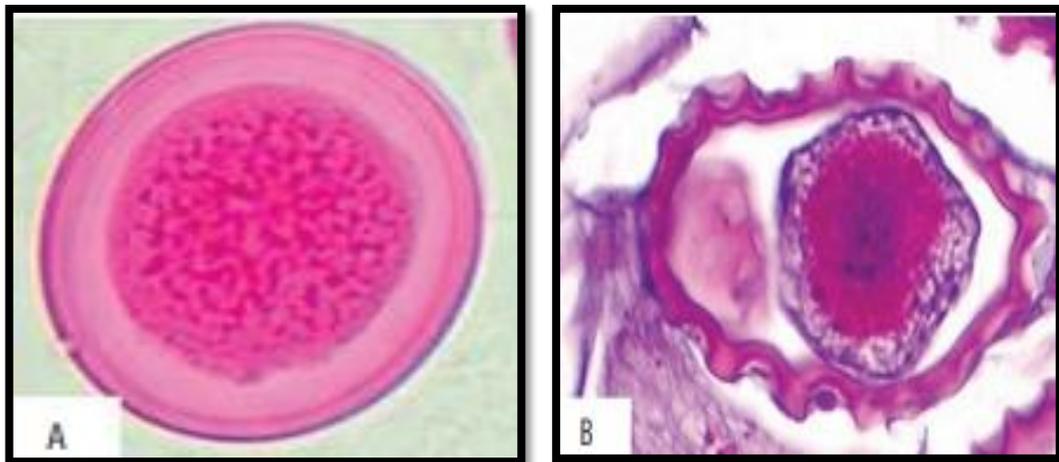


Figura 17: Comparação entre ovos de *Ascaris lumbricoides* e *Lagochilascaris minor*. (A) Membrana regular de *Ascaris lumbricoides*. (B) Membrana de *Lagochilascaris minor* com “depressões” em aspecto de “tampa de refrigerante”. **Fonte:** Barreto *et al.*, 2018.

1.6.3.3. Exames Laboratoriais complementares

O hemograma é inespecífico, podendo demonstrar desde leucocitose (ORIHUELA *et al.*, 1987) até leucopenia (MORAES *et al.*, 1985) e de eosinofilia a anaesinofilia, sendo esta mais comum na forma grave ou fatal (OOSTBURG & VARMA, 1968; MORAES *et al.*, 1985). Ainda não há exame sorológico padronizado para a Lagochilascariase (CAMPOS *et al.*, 2017). Não há descrição na literatura de estudos envolvendo o diagnóstico por técnicas moleculares.

1.6.4. Exames de Imagem

Os Exames de imagem são de grande valia para localização das lesões, principalmente quando afetam no sistema nervoso central ou pulmões, avaliação da extensão e acompanhamento das mesmas e para diagnóstico diferencial (LEÃO & FRAIHA, 1997).

A radiografia de tórax, as lesões pulmonares são caracterizadas por múltiplas imagens com hipotransparência ou lesões exsudativas bilaterais (MORAES, *et al.*, 1985).

A tomografia computadorizada do crânio pode demonstrar hemorragia na fossa posterior e lesão pseudotumoral, invadindo a rinofaringe na região do *cavum* (ZACARIOTTI, 1996). Também pode-se observar imagens nodulares hipercaptantes e reação tecidual circunjacente à junção cortical, substância branca e região pré-ventricular (CAMPOS, 1999). Podem ser vistos também abscessos múltiplos cerebelares com compressão sobre o aqueduto de *Silvius* e dilatação das cavidades ventriculares (OBEID *et al.*, 1985). No canal raquidiano, pode haver sinais de hemorragia subaracnoide, aracnoidite difusa e coleção hipodensa intradural, extramedular (ZACARIOTTI, 1986).

A nasofibrosopia pode ser útil na detecção de parasitos na rinofaringe e na abertura da tuba auditiva (BOTERO & LITTLE, 1984; ROCHA *et al.*, 1984).

A biópsia estereotáxica transnasal pode ser um útil recurso para a retirada de tecido tumoral nos casos em que a tomografia computadorizada de crânio demonstrar sinais de hemorragia na fossa posterior e lesão tumoral na região do *cavum* que invade a nasofaringe (ZACARIOTTI, 1986).

1.7 Terapêutica e profilaxia

Devido ao fato de serem encontradas diversas formas evolutivas do parasito nas lesões, o tratamento torna-se complexo, pois o antihelmíntico ideal deve ter ação ovicida, larvicida, parasiticida e interferisse na embriogênese (CAMPOS,1999; CAMPOS & BARBOSA, 2016; PAÇÔ & CAMPOS, 1998). Diversos medicamentos foram testados, dentre eles dietilcarbamazina (BORGIO *et al.*, 1978; LEÃO *et al.*, 1978; MORAES *et al.*, 1983; CAMPOS *et al.*, 1995) levamisol (CORREA *et al.*, 1978; CHIEFFI *et al.*, 1981; BARACAT *et al.*, 1984; BOTTERO & LITTLE, 1984; ROCHA *et al.*, 1984; FRAIHA *et al.*, 1986; SOUZA *et al.*, 1986; VOLCAN *et al.*, 1982; CAMPOS *et al.*, 1995, 2016), tiabendazol (OOSTBURG, 1971; MONDRAGON *et al.*, 1973; BORGIO *et al.*, 1978; LEÃO *et al.*, 1978; VOLCAN *et al.*, 1982; MORAES *et al.*, 1983; BOTTERO & LITTLE, 1984; OLLÉ-GOIG *et al.*, 1996; ROCHA *et al.*, 1984), mebendazol (BOTTERO & LITTLE, 1984; OLLÉ-GOIG *et al.*, 1996), praziquantel (VARGAS-OCAMPO & ALVARADO-ALEMAN, 1997), albendazol (OOSTBURG, 1992; VIEIRA *et al.*, 1994, 1996 CAMPOS *et al.*, 1995), ivermectina (BARBOSA *et al.*, 1992; BENTO *et al.*, 1993; CAMPOS *et al.*, 1995; CALVOPINA *et al.*, 1998) e cambendazol (FRAIHA *et al.*, 1986; SOUZA *et al.*, 1986), porém não há um esquema ideal preconizado. Para potencializar o tratamento e sua eficácia, associa-se a remoção cirúrgica das lesões, quando possível (FIGURAS 18 A a D) (MORAES *et al.*, 1983; AGUILAR-NASCIMENTO *et al.*,1993; VARGAS-OCAMPO & ALVARADO-ALEMAN, 1997).

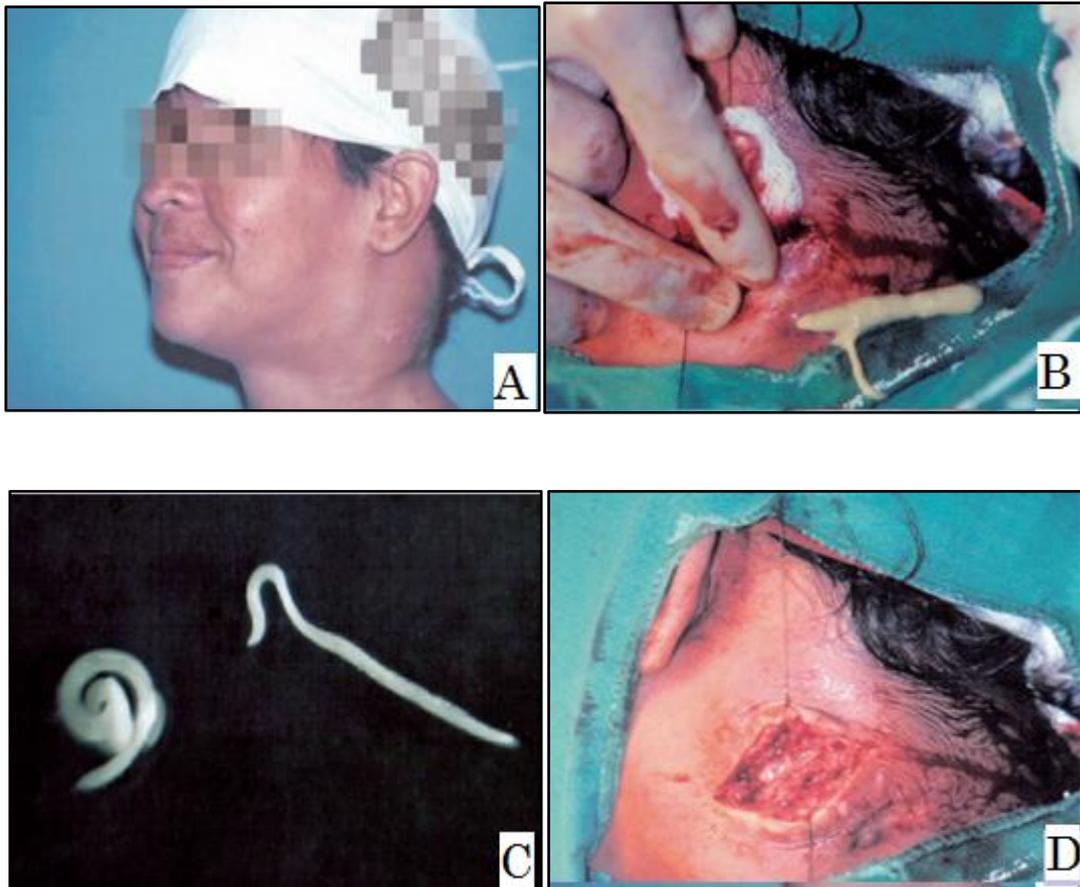


Figura 18: Limpeza cirúrgica das lesões na Lagochilascariase: (A) Nodulação em região submandibular e retroauricular (B) Drenagem da lesão (C) Verme eliminado e (D) higienização cirúrgica. Fonte: Maquiné *et al.*, 2018.

Geralmente, são usadas na sequência os seguintes antihelmínticos: tiabendazol, dietilcarbamazina, mebendazol e, por último, levamisol (CAMPOS *et al.*, 2017). Percebe-se, na maioria dos casos, que após o tratamento com levamisol, centenas de vermes são eliminados, a lesão cicatriza e há uma aparente cura clínica, mas que é seguida de recidivas, com a formação de nova tumoração próxima ou distante da inicial. A cura completa é um achado infrequente, pois as drogas não atuam em todas as fases do parasito e, associado a isso, há o ciclo autoinfectante que gera cronicidade da doença. A reagudização ocorre, pois há a embriogênese de ovos e desenvolvimento das demais fases evolutivas do parasito (CAMPOS, 1999).

A literatura demonstra que o tiabendazol e levamisol são vermícidias, mas não agem sobre larvas e ovos e estes, conseqüentemente os mesmos mantêm seu desenvolvimento até a forma de vermes adultos (PAÇÔ & CAMPOS, 1998). O albendazol, um anti-helmíntico que, em geral, inibe a polimerização dos túbulos, tornando o nível de energia dos helmintos em geral inadequado à sobrevivência, pois bloqueia a captação de glicose pelos nematoides, na Lagochilascariase impede apenas a embriogênese dos ovos e, portanto, não impede a ação

larvicida sobre o embrião contido no interior de ovos de *L. minor* possuindo baixa eficácia sobre larvas de terceiro estágio, encistadas ou em migração (DELGADO *et al.*, 1984). A ivermectina, que exerce sua atividade anti-helmíntica ao bloquear a transmissão pós-sináptica dos impulsos nervosos dos parasitos, por bloquear a ação do GABA (ácido gama-aminobutírico) na transmissão do interneurônio ao neurônio motor, mas evita apenas que larvas de 4º estágio de *L. minor* se transformem em vermes adultos e possui baixa eficácia sobre larvas de terceiro estágio, encistadas ou em migração, além de não impedir a embriogênese dos ovos (CAMPOS *et al.*, 1988).

São necessários mais estudos portanto, com vias de administração alternativas, esquema terapêutico mais adequado à biologia do parasito, aprimoramento dos benzimidazólicos ou, até mesmo, desenvolvimento de novas drogas anti-helmínticas.

Pelo fato de o tratamento farmacológico ser prolongado, deve-se realizar o monitoramento das funções hepática, hematopoiética, endócrino-pancreática e renal dos pacientes durante o uso das medicações. Além disso, devem ser acompanhados ambulatorialmente de forma periódica por um longo período, até mesmo posterior à remissão completa do quadro, devido ao caráter recidivante da doença (GUIMARÃES *et al.*, 2010).

Oliveira *et al.* (1995) testaram a ação de diversos agentes químicos e físicos sobre os ovos de *L. minor*, na tentativa de se tratar os contaminantes biológicos do esgoto doméstico, principalmente os ovos, pela alta resistência de ovos de helmintos, principalmente ascarídeos, à ação de agentes diversos. O sulfato de zinco, o formaldeído e o hipoclorito de sódio se demonstraram ineficazes. O álcool etílico se mostrou efetivo na concentração de 99%, porém na prática diária o seu uso é ineficiente, seja pelo alto custo, ou porque estará diluído nos dejetos. O iodo reagiu imediatamente com resíduos de tirosina, inativando enzimas celulares, demonstrando-se letal aos ovos pré-embrioados. Quanto aos agentes físicos, tanto o aquecimento, quanto o congelamento se mostraram eficazes.

Como a transmissão da doença envolve questões econômicas e sociais, pois acomete pessoas de condições econômicas pouco privilegiadas, naturais ou procedentes do campo e que, em busca de trabalho, vivem ao lado de mata densa, em condições precárias, a profilaxia da Lagochilascariase deve envolver medidas governamentais de melhoria da

qualidade de vida, seja no setor trabalhista, sanitário e educacional, e recomendações sobre alimentação (CAMPOS, 1999; LEÃO& FRAIHA, 1997).

Porém, como ainda não é um problema de saúde pública em países como o Brasil (CAMPOS *et al.*, 2017), faltam políticas públicas e mais pesquisas sobre o assunto. Não há, por exemplo, políticas destinadas às normas de triagem em estabelecimentos de comercialização de carne de animais silvestres, destinadas ao consumo humano, sendo as mesmas, em geral, abatidas e vendidas sem inspeção da qualidade e higiene (VIEIRA, 2012).

A principal medida de prevenção da doença permanece a inativação da larva infectante de *L. minor*. Portanto, medidas educativas de orientação às populações quanto ao cozimento de carne de animais silvestres, principalmente de roedores, tais como paca, preá e cutia, a 100°C por 10 minutos ou congelamento a -20°C por 15 dias antes do preparo para o consumo humano devem ser difundidas (OLIVEIRA, *et al.*, 1995; CAMPOS, 1999).

Mas, como os mecanismos de transmissão e o ciclo natural da doença, principalmente com relação aos hospedeiros, ainda não foram completamente identificados, a profilaxia ainda permanece incipiente.

Maiores estudos quanto à dieta de Puma na região Neotropical, com ênfase nos roedores, além da caracterização dos fatores exclusivos desta Região, envolvidos na epidemiologia da Lagochilascaríase são fundamentais para elucidar a transmissão da doença.

Há, por fim, a necessidade de aumentar a visibilidade desta parasitose para um maior conhecimento da mesma pela população e pelos profissionais de saúde, levando a um diagnóstico precoce e evitando as formas graves da mesma.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- AGUIAR, J. P. L. Tabela de Composição de Alimentos da Amazônia. **Acta Amazon.**, Manaus, v. 26, n. 1-2, p. 121-126, jun.1996.
- AGUILAR-NASCIMENTO, J.E.*et al.* Infection of the soft tissue of the neck due to *Lagochilascaris minor*. **Trans. Roy. Soc. Trop. Med. Hyg.**, v.87, p.198, 1993.
- AMARAL, D. P. **Dinâmicas de desenvolvimento local e impactos na alimentação de comunidades ribeirinhas na região do médio rio Tapajós, estado do Pará, Amazônia Brasileira.** 2012. Dissertação (Mestrado em Desenvolvimento Sustentável) - Universidade de Brasília, Brasília, 2012.
- AQUINO, R.T.R. *et al.* *Lagochilascariasis leading to severe involvement of ocular globes, ears and meninges.* **Rev. Inst. Med. Trop. São Paulo**, São Paulo, v. 50, n. 6, p. 355-358, dez. 2008.
- ARTIGAS, P.T. *et al.* Sobre um caso de parasitismo humano por *Lagochilascaris minor* Leiper, 1909, no Estado de São Paulo, Brasil. **Rev. Inst. Med. Trop. São Paulo**, São Paulo, v. 10, n. 2, p. 78-83, 1968.
- BARACAT, D.A.; FREIRE, E.L.; AQUINO, J.L. Oto-mastoidite crônica por *Lagochilascaris minor* com comprometimento da região temporo-parieto-occipital. **Rev. Univers. Fed. Mato Grosso.** v.2. p.9-14,1984.
- BARBOSA, A.P. *et al.* *Lagochilascaris minor* third-stage larvae secrete metalloproteases with specificity for fibrinogen and native collagen. **Microbes infect.**, v. 8, n. 12-13, p. 2725-2732, 2006.
- BARBOSA, C.A.L. *et al.* Gato doméstico (*Felis catus domesticus*) como possível reservatório de *Lagochilascaris minor* Leiper (1909). **Rev. Patol. Trop.**, Goiânia, v.34, n.3, p.205-211, set-dez. 2005.
- BARBOSA, C.A.L.; CAMPOS, D.M.B. Avaliação da eficácia terapêutica da ivermectina sobre larvas de quarto estágio de *Lagochilascaris minor* em gatos infectados experimentalmente. **Rev. Soc. Bras. Med. Trop.**, Uberaba, v. 34, n. 4, p. 373-376, ago. 2001.
- BARBOSA, C. A L.; CAMPOS, D. M. B.; OLIVEIRA, J. *Assessment of ivermectin therapeutic efficacy on third-stage larvae of Lagochilascaris minor in mice experimentally infected.* **Rev. Inst. Med. Trop. São Paulo**, São Paulo, v. 40, n. 3, p. 137-144, mai. 1998.
- BARBOSA, C.A.L. *et al.* Avaliação in vitro da atividade ovicida e larvicida da ivermectina sobre *Lagochilascaris minor*. **Rev. Patol. Trop.**, Goiânia, v.26, n.1, p.57-68, jan-jun. 1997.
- BARRERA-PÉREZ, M. *et al.* *Lagochilascaris minor* Leiper, 1909 (Nematoda: Ascarididae) in Mexico: three clinical cases from the Peninsula of Yucatan. **Rev. Inst. Med. Trop. São Paulo**, São Paulo, v. 54, n. 6, p. 315-317, dez. 2012.
- BARRETO, L. F. *et al.* *Lagochilascariasis: case report.* **J. Bras. Pat. Med. Lab.** Rio de Janeiro, v. 54, n. 4, p. 245-248, jul. 2018.

BENTO, R. F. *et al.* Human lagochilascariasis treated sucessfully with ivermectin: a case report. **Rev. Inst. Med. Trop. São Paulo**, v. 35, n. 4, p. 373-375, 1993.

BORGO *et al.* Infecção por Lagochilascaris minor- apresentação de caso. **In: Congresso da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical, v.1 e Congresso da Sociedade Brasileira de Parasitologia**. Resumos, v.3, João Pessoa, p. 391,1978

BOTERO, D. LITTLE, M.D. *Two cases of human Lagochilascaris infection in Colombia*. **Am. J. Trop. Med. Hyg.**, v.33. p.381-386, 1984.

BOWMAN, D.D.; SMITH, J.L.; LITTLE, M.D. *Lagochilascaris sprengi sp. (Nematoda: Ascarididae) from opossum, Didelphis virginiana (Marsupialia: Didelphidae)*. **J. Parasit.**, 69: 754-760, 1983.

BRENES-MADRIGAL, RR. & RUIZ, A. *Discovery of Lagochilascaris sp. in the larynx o humana en Costa Rica*. **Congreso Latinoamericano y Nacionale Microbiologia: Proceedings**, Costa Rica, p. 35, 1961.

BRENES-MADRIGAL, RR. BRENES, A.F. *Lagochilascariasis humana en Costa Rica*. **Congreso Latinoamericano y Nacionale Microbiologia: Proceedings**, Costa Rica, p. 35, 1961.

BRUIJNING, C.F. *Notes on Lagochilascaris minor Leiper, 1909*. **Doc. Med. Geogr. Trop.**, p.173-175, 1957.

CALVOPINA M., *et al.* *Treatment of humam Lagochilascariasis with ivermectin: first case report from Ecuador*. **Trans. Roy. Soc. Trop. Med. Hyg.**, v. 92, n. 2, p. 223-224, 1998.

CAMPOS, D.M.B. *et al.* Infecção humana por *Lagochilascaris minor*. Registro de um novo caso e ilações de natureza epidemiológica. **Rev. Inst. Med. Trop. São Paulo**, 33:41. Suplemento, 1991.

CAMPOS, D.M.B. *et al.* *Human lagochilascariasis—A rare helminthic disease*. **PLoS Negl. Trop. Dis.**, Equador, v. 11, n. 6, jun. 2017.

CAMPOS, D.M.B. *et al.* *Evaluation of the Therapeutic efficacy of the Levamisole Hydrochloride on third-stage larvae of Lagochilascaris minor in experimentally infected mice*. **Rev. Inst. Med. Trop. São Paulo**, São Paulo, v. 58, n. 43, mai. 2016.

CAMPOS, D.M.B. & BARBOSA, A.P. *Lagochilascariasis*. In: Neves, D.P., MELO, A.L., LINARDI, P.M., VITOR, R.W.A., editors. **Parasitologia humana**. 13^a ed. São Paulo: Atheneu, p.5114-523, 2016.

CAMPOS, D.M.B. *Lagochilascariase*. In: CIMERMAN, B & CIMERMAN, S. **Parasitologia Humana e seus fundamentos gerais**. São Paulo: Atheneu, p. 321-333, 1999.

CAMPOS, D.M.B. *et al.* Lagochilascariase Humana. Registro de um novo caso procedente do Sul do Pará. **Rev. Patol. Trop.**, Goiânia, v. 24, n. 2, p.313-322, jul-dez.1985.

CAMPOS, D.M.B. *et al.* *Experimental life cycle of Lagochilascaris minor Leiper, 1909*. **Rev. Inst. Med. Trop. São Paulo**, São Paulo, v. 34, n. 4, p. 277-287, ago. 1992.

CAMPOS, D. M. B. *et al.* Infecção por *Lagochilascaris minor*. Registro de um novo caso e ilações de natureza epidemiológica. **Rev. Inst. Med. Trop. São Paulo**, v. 33, p. S41, 1991.

CAMPOS, D.M.B *et al.* Ação " in vitro" do Ivermectin sobre ovos de *Lagochilascaris minor* Leiper, 1909. **Rev. Inst. Med. Trop. São Paulo**, v. 30, n. 4, p. 305-309, 1988.

CAMPOS, D.M.B. *et al.* Notas Parasitológicas sobre Lagochilascariase humana em Goiás. **Rev. Patol. Trop.**, Goiânia, v. 16, n. 2, p. 129-142, jun-dez. 1987.

CARRADA-BRAVO, T. *Avances recientes en el conocimiento de las enfermedades transmisibles en México.* **Gac. Med. Méx.**, n.11, p.47-49, 1980.

CHIEFFI, P.P *et al.* Infecção cutânea por *Lagochilascaris minor*, tratamento e cura rápida pelo levamisol. **Arq. Bras. Derm.**, v.16, n.2, p.141-144, 1981.

CORRÊA, M.O.A. *et al.* Novo caso de parasitismo humano por *Lagochilascaris minor* Leiper, 1909. **Rev. Inst. Adolfo Lutz.**, v. 38, p.59-65, 1978.

DELGADO, O *et al.* *Effect of Albendazole in experimental toxocariase of mice.* **Ann. Trop. Med. and Parasitol.**, v.83. n.6, p. 621-624,1989.

DRAPER, J.W. *Infection with Lagochilascaris minor.* **Brit. Med. J.**, v.2, p.931-932, 1963.

DRAPER, J., BUCKLEY, J.J.C. *Lagochilascaris minor* Leiper, 1909, from a patient in Tobago. **Trans. Roy. Soc. Trop. Med. Hyg.**, v. 57, 1963.

FALCÓN-ORDAZ, J. *et al.* *Lagochilascaris minor* (Nematoda: Ascarididae) from a wild cougar (*Puma concolor*) in Mexico. **J. Wildlife Dis.**, México, v. 52, n. 3, p. 746-748, jul. 2016.

FRAIHA, H.; LEÃO, R.N.Q.; COSTA F.S.A. Lagoquilascariase humana e dos animais domésticos. **Zoon. Rev. Int.**, v.1, n.1, p.22-33, 1989.

FRAIHA, H. *et al.* *Lagochilascaris minor* em gato doméstico. Primeiro registro de infecção natural associada a um caso humano. In: **Congresso da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical. Resumos**, Salvador, v.20, p.121, 1984.

FRAIHA, *et al.* Patologia amazônica exótica, II: Infecção humana por *Lagochilascaris minor* Leiper, 1909 (Nematoda, Ascarididae). Registro de três novos casos e formulação de nova hipótese para o mecanismo de infecção. In: **Congresso da Sociedade Brasileira de Parasitologia e Congresso da Federación Latino-Americana de Parasilólogos. Resumos**, São Paulo, v. 6, p.146, 1983.

FRAIHA-NETO, H.&LEÃO, R.N.Q. *Lagochilascariase*. In: COURA, J.R., editors. **Dinâmica das Doenças Infecciosas e Parasitárias**. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, p.1081-1086, 2005.

FREIRE FILHA, L.G. *et al.* Avaliação cito-hematológica em camundongos isogênicos da linhagem c57bl/6 infectados com ovos de *Lagochilascaris minor* (Leiper, 1909). **Rev. Patol. Trop.**, Goiânia, v.30, n.2, p.225-234, jul-dez. 2001.

- FREIRE FILHA, L.G.& CAMPOS, D.M.B. Considerações sobre o desenvolvimento de *lagochilascaris minor* Leiper, 1909 em camundongos isogênicos da linhagem C57BL/6. **Rev. Pat. Trop.**, Goiânia, v.21, n.2, p.219-233, jul-dez.1992.
- GUIMARÃES, V.C. *et al.* Otomastoidite por *Lagochilascaris minor* em Criança: Relato de Caso. **Arq. Int. Otorrinolaringol.**, São Paulo, v.14, n.3, p. 373-376, 2010.
- LANFREDI, R.M.; FRAIHA NETO, H.; CORREA GOMES, D. *Scanning Electron Microscopy of Lagochilascaris minor* Leiper, 1909 (Nematoda: Ascarididae). **Mem. Inst. Oswaldo Cruz**, Rio de Janeiro, v. 93, n. 3, p. 327-330, 1998.
- LEÃO, R.N.Q.; FRAIHA, H. – Lagoquilascariase. In: LEÃO, R.N.Q.- Doenças Infecciosas e Parasitárias. Enfoque Amazônico. **Cejup/ UEPa/IEC**, Belém, p.723-731, 1997.
- LEAO, R.N.Q., *et al.* Infecção humana pelo *Lagochilascaris minor* Leiper, 1909. Registro de um caso observado no Estado do Pará (Brasil). **Rev. Inst. Med. Trop. São Paulo**, v. 20, p. 300-306, 1978.
- LEITE, M.R.P.; GALVÃO, F. *El jaguar, el puma y el hombre en tres áreas protegidas del bosque atlántico costero de Paraná, Brasil. Universidad Nacional Autonoma de Mexico, W. C. S.*, México, p. 237-250, 2002.
- LEIPER, R.T. A new nematode worm from Trinidad, *Lagochilascaris minor*. **Proc. Zool. Soc. of Lond.**, Londres, v.4, 1909.
- LÓPEZ, E.R.*et al.* *Lagochilascariosis en un paciente con diabetes tipo 2. Evolución aguda y mortal. Reporte del primer caso en la literatura. Med. Int. México*, México, v. 19, n. 4, p. 255, jan. 2003.
- MARAFLÓN, R.M. *Parásitos animales de la región buconasoríngea. Arch. Der. D. México.*, v.37, p.340-369,1908.
- MATTE, E. M. **Filogeografia de Puma concolor (CARNIVORA, FELIDAE) na América do Sul.** 2012.Tese. (Doutorado em Genética e Biologia Molecular) – Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Porto Alegre, 2012.
- MAQUINÉ, G. A. *et al.* Lagoquilascariase humana: um diagnóstico a ser lembrado diante de tumoração de cabeça e pescoço: relato de caso. **Rev. Soc. Bras. Clín. Med.**, São Paulo, v. 16, n. 1, p. 45-47, jan-mar. 2018.
- MENDES, T.C. *et al.* Estado atual da lagoquilascariase humana no Brasil. **J. Biol. & Pharm. Agricultural Management**, v. 14, n. 4, p. 226-239, out-dez. 2018.
- MONCADA, L. I. *et al.* *Lagochilascaris minor* in a patient from the colombian amazona: a case report. **Rev. Inst. Med. Trop. São Paulo**, São Paulo, v. 40, n. 6, p. 387-389, nov.1998.
- MONDRAGON, H.; CANO, M., BOTERO, D. *Primer caso de infección humana por Lagochilascaris minor en Colômbia. Antioquia Med.*, v.23, n.9-10, p. 463-464, 1973.
- MONTEIRO, M. R. C. C. *et al.* Comprometimento do sacro na lagoquilascariase. **In: XXIV Congresso da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical. Tema Livre nº 191**, Manaus, 1988.

MORAES, M.A.P. *et al.* Infecção pulmonar fatal por *Lagochilascaris sp.*, provavelmente *Lagochilascaris minor* Leiper, 1909. **Rev. Inst. Med. Trop. São Paulo**, São Paulo, v. 27, n. 1, p. 46-52, jan.1985.

MORAES, M. A. P.; ARNAUD, M. V. C.; DE LIMA, P. E. Novos casos de infecção humana por *Lagochilascaris minor* Leiper, 1909, encontrados no Estado do Pará, Brasil. **Rev. Inst. Med. Trop. São Paulo**, 1983.

NASSY, E.A. *Comunicayon to the Latin-American Congresso of Otolarngology*. In: **Congress- Latino-Americano de otorrinolaringologia**, Caracas, 1954.

OBEID, *et al.* *Lagochilascariase* com envolvimento cerebelar. In: **Congresso da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**. Resumos, São Paulo, n.21, p.80, 1985

[

OLLÉ-GOIG, J. E.; RECACOECHEA, M.; FEELEY, T. *First case of Lagochilascaris minor infection in Bolivia*. **Trop. Med. Int. Health**, v. 1, n. 6, p. 851-853, 1996.

OLIVEIRA, J. A. *et al.* Ação de agentes químicos e físicos sobre ovos de *Lagochilascaris minor*. (Leiper, 1909). **Rev. Patol. Trop.**, Goiânia, v. 24, n.2, p.301-311, jul-dez. 1995.

[

OOSTBURG, B.F. *The sixth case of Lagochilascariasis minor in Surinam*. **Trop. Geogr. Med.**, v. 44, n. 1-2, p. 154-159, jan. 1992.

OOSTBURG, B.F. *Thiabendazole therapy of Lagochilascaris minor infection in Surinam. Report of a case*. **Am. J. Trop. Med. Hyg.**, v 20, n.4, p. 580-583, jan.1971.

OOSTBURG, B.F.J. VARMA, A.A.O. *Lagochilascaris minor infection in Surinam, report a case*. **Am. J. Trop. Med. Hyg.**, v.17, n.4, p.548-550, 1968.

ORIHUELA, R. *et al.* *Lagochilascariasis humana en Venezuela: descripción de un caso fatal*. **Rev. Soc. Bras. Med. Trop.**, Uberaba, v. 20, n. 4, p. 217-221, dez. 1987.

ORIHUELA, R.; *et al.* *Primer caso humano de Lagochilascariase en Venezuela*. **Acta. Cien. Ven.**, v.33, n.1, 1982.

ORTLEPP, R. *On a collection of helminths from Dutch Guiana*. **J. Helminthol.** v.2, p. 15-40, 1924.

PAÇO, J.M.; CAMPOS, D.M.B.; OLIVEIRA, J.A. de. *Wild Rodents as Experimental Intermediate Hosts of Lagochilascaris minor* Leiper, 1909. **Mem. Inst. Oswaldo Cruz**, Rio de Janeiro, v. 94, n. 4, p. 441-449, jul. 1999.

PAÇO, J.M.; CAMPOS, D.M.B. *Lagochilascaris núnor* Leiper, 1909: nove décadas de revisão bibliográfica. **Rev. Patol. Trop.**, Goiânia, v.27, n.1, p.11-34, jan-jun.1998.

PALHETA-NETO, F. X. *et al.* Contribuição ao estudo da lagoquilascariase humana. **Rev. Bras. Otorrinolaringol.**, São Paulo, v. 68, n. 1, p. 101-105, mai. 2002.

PAULA, J.; LUZ, J.; BARBOSA, C.; OLIVEIRA, J. Relato de um novo caso de *Lagochilascariase* humana procedente do Sul do Pará. **Rev. Patol. Trop.**, Goiânia, v. 27, n. 1, p. 71-76, jan-jun.1998.

PAWAN J.L. *Another case of infection with Lagochilascaris minor, Leiper, 1909. Ann Trop. Med. Parasitol.*, v.21, n.1, p.45-46, 1927.

PAWAN J.L. *A case of infection with Lagochilascaris minor, Leiper, 1909. Ann. Trop. Med. Parasitol.*, v.20, n.2, p.201-202, 1926.

PRUDENTE, M. F. de S.; LIMA, K. C.; CARVALHAES, M. S. Perfil hematológico, bioquímico sérico e sorológico de *Felis domesticus* com lagochilascariose experimental. **Rev. Soc. Bras. Med. Trop.**, Uberaba, v. 41, n. 5, p. 496-501, out. 2008.

REY, L. **Bases da parasitologia médica**. 3. ed., Guanabara Koogan, São Paulo, 2011.

ROCHA, M.P.C. *et al.* Infecção no ouvido médio e mastóide por *Lagochilascaris minor* Leiper, 1909 (Nematoda, Ascarididae). Relato de um caso do sul do Estado do Pará, Amazônia, Brasil. **Hiléia méd.**, v.6, p. 3-14, 1984.

ROIG, J.L. *et al.* *Otomastoiditis with right retroauricular fistula by Lagochilascaris minor. Braz. J. Otorhinolaryngol.*, v.76, n.3, p.407, 2010.

ROSEMBERG, S. *et al.* *Fatal encephalopathy due to Lagochilascaris minor infection. Am. J. Trop. Med. Hyg.*, v.35. p. 575-578, 1986.

SANTOS, M.A.Q.; CAMPOS, D.M.B.; BARNABÉ, W. *Lagochilascaris minor* Leiper, 1909 em abscesso dentário em Goiânia. **In: Congresso Brasileiro de Parasitologia**. Resumos, Belo Horizonte, n. 6, p. 131, 1981.

SEMERENE, A.R. *et al.* *Experimental lagochilascariosis: histopathological study of inflammatory response to larval migration in the Murine model. Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, Rio de Janeiro, v. 99, n. 4, p. 393-398, jun. 2004.

SILVA, A.L. da. Comida de gente: preferências e tabus alimentares entre os ribeirinhos do Médio Rio Negro (Amazonas, Brasil). **Rev. Antropol.**, São Paulo, v.50, n. 1, p. 125-179, jun. 2007.

SMITH, J.L. *et al.* *Life cycle and development of Lagochilascaris sprengi (Nematoda: Ascarididae) from opossums (Marsupialia: Didelphidae) in Louisiana. J. Parasitol.*, v. 69, p. 736-745, 1983.

SOUZA, L.C.S. *et al.* *Lagochilascaris minor*, relato de dois casos. **Rev. Soc. Bras. Med. Trop.** v.19. p.68, 1986.

SPRENT, J.F.A. *Speciation and development in the genus Lagochilascaris. Parasitol.*, v.62, p. 71-112, 1971a.

SPRENT, J. F. A. *Speciation and development in the genus Lagochilascaris. Parasitol.*, v. 62, n. 1, p. 71-112, 1971b.

STOSSICH, M. *Spora alcuni nematodi della collezione elmintologica del prof. Dott. Corrado Parona. Bollettino dei musei di zoologia e di anatomia comparata della. R. Univ. Genova*, n.116, p.1-16, 1902.

SUDRE, A. P.; UCHOA, F.; BRENER, B. *Lagochilascariasis in a housecat and the potential risk for human disease. Braz. j. infect. dis.*, Salvador, v. 16, n. 1, p. 111-112, fev. 2012.

TRAVASSOS, L. *Pesquisas científicas realizadas em Angra dos Reis. Folha méd.*, v.5, p.152-153, 1924.

VARGAS-OCAMPO, F.; ALVARADO-ALEMAN, F.J. *Infestation from Lagochilascaris minor in Mexico. Int. J. Dermatol.*, Indiana, v. 36, n. 1, p. 56-58, 1997.

VELOSO, M.G.P. *et al. Lagochilascariase humana: sobre três casos encontrados no Distrito Federal, Brasil. Rev. Inst. Med. Trop. São Paulo*, v.34, p. 587-591, 1992.

VIDOTTO, O. *et al. Caso de Lagochilascaris minor em cão. In: Congresso da Sociedade Brasileira de Parasitologia. Resumos*, Porto Alegre, v.7, p. 76, 1982.

VIEIRA, A. P. T. **Caracterização histológica de vermes adultos machos de Lagochilascaris minor**. 2012. Dissertação (Mestrado em Medicina Tropical e Saúde Pública). Goiânia. Universidade Federal de Goiás, 2012.

VIEIRA, M. A. *et al. Relato de caso de Lagochilascariase humana procedente do Estado do Pará, Brasil. Rev. Soc. Bras. Med. Trop.*, Uberaba, v. 33, n. 1, p. 87-90, fev. 2000

VIEIRA, M. A.; OLIVEIRA, J.A. de; BARBOSA, C. A. L. Avaliação da eficácia do albendazol na Lagochilascariase murina experimental. **Rev. Patol. Trop.**, Goiânia, v. 25, n. 2, p. 253-262, jul-dez.1996.

VIEIRA, M. A. *et al. Atividade anti-embriogenica" in vitro" do albendazol sobre ovos de Lagochilascaris minor Leiper, 1909. Rev. Patol. Trop.*, Goiânia, v. 23, n. 2, p. 221-227, jul-dez. 1994.

VOLCÁN, G.S. *Estado actual dei género Lagochilascaris Leiper, 1909 y sus relaciones con otros ascarídeos de Felidae e Canidae. In: Reunión de Ia Sociedad Parasitológica Venezolana ciudad Bolívar. Resumos*, p.9, 1990.

VOLCAN, G.S. *et al. Lagochilascaris minor infection in Venezuela. Report of a case. Am. J. Trop. Med. Hyg.*, v.31, n.6, p.1111-1113, abr. 1982.

WANG. P.; WANG, Y. *A study of nematode parasites of amphibians and reptiles from Fujian, China, with descriptions of one new family, one new genus and two new species. Wuyi Sci.*, v.8, p.139-146, 1991.

WINCKEL, W.E. TREURNIET, A.E. *Infestation with Lagochilascaris minor (Leiper, 1909) in man. Doc. Med. Geogr. Trop.*, v. 8, n. 1, p.23-28, 1956.

ZACARIOTTI, A.V. **Lagochilascaris minor Leiper, 1909: envolvimento do sistema nervoso central com comprometimento raquiano**. Monografia apresentada ao Instituto de Neurologia de Goiânia para conclusão do curso de Residência Médica em Neurocirurgia, Goiânia, 1996.

**CAPÍTULO II - FATORES BIÓTICOS E ABIÓTICOS ENVOLVIDOS NA
TRANSMISSÃO DA LAGOCHILASCARIÁSE HUMANA NA REGIÃO
NEOTROPICAL**

**BIOTIC AND ABIOTIC FACTORS INVOLVED IN THE TRANSMISSION OF
HUMAN LAGOCHILASCARIÁSE IN THE NEOTROPICAL REGION**

RESUMO

A lagochilascariase, parasitose rara causada pelo nematódeo *Lagochilascaris minor*, acomete pessoas de condições econômicas pouco privilegiadas, residentes próximas a áreas florestais e que se alimentam de carne crua ou malcozida de roedores silvestres. É relatada apenas na Região Neotropical, compreendida entre o sul do México e sul da América do Sul. A doença pode ser crônica ou levar rapidamente a óbito e se caracteriza por abscessos purulentos contendo o parasito em suas diversas formas evolutivas. Os hospedeiros naturais intermediários e definitivos de *L. minor* permanecem desconhecidos. Outra incógnita refere-se ao motivo da doença ocorrer de forma exclusiva na Região Neotropical. Tais indefinições motivaram a realização deste trabalho que objetivou estudar os fatores bióticos e abióticos envolvidos na transmissão dessa parasitose que completa 110 anos de descrição de seu agente etiológico. Para a realização da pesquisa, foram utilizados dados do Portal de Periódicos/CAPES, bases *Scielo*, *Pubmed* e EBSCO. Foi possível inferir que *Puma concolor*, o segundo maior felino da Região Neotropical, é o hospedeiro definitivo natural de *Lagochilascaris minor* e *Dasyprocta sp.*, roedor de maior ocorrência na dieta de *Puma concolor* é hospedeiro natural intermediário de *L. minor*. Além de *Puma concolor* registros de literatura permitem supor que outros carnívoros como *Speothus venaticus* e *Canis familiaris* possam atuar também, com hospedeiros definitivos do verme. Verificou-se também que a Região Neotropical possui características climáticas e de solo propícios ao desenvolvimento do parasito, além de abrigar os hospedeiros naturais definitivo e intermediário de *Lagochilascaris minor*.

Palavras-chave: *Dasyprocta sp.* Parasitose. *Puma concolor*. Região Neotropical.

ABSTRACT

Lagochilascariasis, a rare parasitosis caused by the nematode *Lagochilascaris minor*, affects people of low economic status who live near forest areas and feed on raw or undercooked meat from wild rodents. It is reported only in the Neotropical Region, between southern Mexico and southern South America. The disease may be chronic or rapidly leading to death and is characterized by purulent abscesses containing the parasite in its various evolutionary forms. The intermediate and definitive natural hosts of *L. minor* remain unknown. Another unknown question is why the disease occurs exclusively in the Neotropical Region. Such indefinitions motivated the realization of this article that aimed to study the biotic and abiotic factors involved in the transmission of this parasitosis that completes 110 years of description of its etiological agent. For the research, data from the Portal of Periodicals / CAPES, Scielo, Pubmed and EBSCO databases were used. It was possible to infer that *Puma concolor*, the second largest feline in the Neotropical Region, is the definitive natural host of *Lagochilascaris minor* and *Dasyprocta sp.*, the most common rodent in the diet of *Puma concolor*, is an intermediate natural host of *L. minor*. In addition to *Puma concolor* there are literature records that allow us to suppose that other carnivores such as *Speothus venaticus* and *Canis familiaris* can also act as definitive hosts of the worm. It was also verified that the Neotropical Region has favorable climatic and soil characteristics for the development of the parasite. to house the permanent and intermediate natural hosts of *Lagochilascaris minor*.

Keywords: *Dasyprocta sp.* Parasitosis. *Puma concolor*. Neotropical region.

INTRODUÇÃO

As Doenças Tropicais Negligenciadas (DTNs) correspondem a um grupo de enfermidades, com ocorrência predominante em países tropicais, que se disseminam em áreas com inadequadas condições de saneamento, moradia, alimentação e acesso a serviços de saúde e para as quais há pouco investimento em pesquisas e medidas eficazes de erradicação. (Vasconcelos *et al.*, 2015).

A lagochilascariase, apesar de não fazer parte do rol das DTNs, poderia ser assim definida pois acomete pessoas com baixo nível socioeconômico, que vivem em condições precárias, se alimentam de carne crua ou malcozida de roedores naturalmente infectados, e cujas drogas usadas em seu tratamento são muito antigas e ineficazes (Campos *et al.*, 2017).

A lagochilascariase é helmintíase humana incomum, exclusiva da Região Neotropical, causada pelo nematoide *Lagochilascaris minor*, caracterizada pela formação de abscessos na região cervical (Leiper, 1909; Draper & Buckley, 1963; Chieffi *et al.*, 1981; Moraes *et al.*, 1983; Campos *et al.*, 1987, 1995; Veloso, *et al.*, 1992; Aguilar-Nascimento *et al.*, 1993; Vargas-Ocampo & Alvarado-Aleman, 1997; Calvopina *et al.*, 1998; Paula *et al.*, 1998; Barreto *et al.* 2018; Maquiné *et al.*, 2018); sacral (Monteiro *et al.*, 1988); abscesso dentário (Santos *et al.*, 1981); mastóide (Ortlepp, 1924; Winckel & Treuniet, 1956; Corrêa *et al.*, 1978; Rocha *et al.*, 1984; Orihuela *et al.*, 1987; Veloso *et al.*, 1992; Bento *et al.*, 1993; Campos *et al.*, 1995; Guimarães *et al.*, 2010; Roig *et al.*, 2010; Barrera-Péres, *et al.*, 2012); ouvido (Corrêa *et al.*, 1978; Rocha *et al.*, 1984; Orihuela *et al.*, 1987; Veloso *et al.*, 1992; Guimarães *et al.*, 2010; Roig *et al.*, 2010); rino-orofaringe (Pawan, 1926; Mondragon *et al.*, 1973; Volcán *et al.*, 1982; Botero & Little, 1984; Campos *et al.*, 1987; Aquino *et al.*, 2008; Barrera-Péres, *et al.*, 2012); seios nasais (Veloso *et al.*, 1992; Volcán *et al.*, 1992; Barrera-Péres, *et al.*, 2012); globo ocular (Aquino *et al.*, 2008); pulmões (Moraes, *et al.*, 1985; Rosemberg *et al.*, 1986); e sistema nervoso central (Rosemberg *et al.*, 1986; Obeid *et al.*, 1985; Orihuela *et al.*, 1987; Veloso *et al.* 1992; Zacariotti, 1996; Aquino *et al.*, 2008). Sendo assim, esse ascarídeo difere dos demais, que têm como habitat o trato digestivo (Leiper, 1909).

L. minor foi descrito pela primeira vez por Leiper (1909) em material procedente de secreções de abscessos subcutâneos de dois pacientes provenientes da Ilha de Trinidad e Tobago, ocasião em que foi ventilada a hipótese de que felinos silvestres seriam hospedeiros deste verme. A partir de então, vários casos da doença foram relatados, principalmente na América Central. Em 1968, o primeiro caso brasileiro foi descrito por Artigas *et al.*, ocorrido no estado de São Paulo, correspondendo ao 11º da literatura mundial. Dez anos mais tarde Leão

et al. (1978), relatou o primeiro caso na Região Amazônica, no estado do Pará. Desde então, o Brasil lidera a casuística mundial, sendo o estado do Pará o detentor do maior número de casos (Campos *et al.*, 2017).

A hipótese mais aceita sobre a forma de transmissão da doença é a de Smith *et al.* (1983), que corresponde à ingestão de larvas encistadas nos tecidos de animais silvestres. Outro fato também desconhecido é o motivo da doença ocorrer apenas na Região Neotropical.

Seu tratamento, realizado por meio de medicamentos e limpeza cirúrgica da lesão, permanece paliativo.

O encontro por Falcón-Ordaz *et al.* (2016) de vermes adultos de *L. minor* parasitando naturalmente o felino, *Puma concolor*, no México, e a hipótese de Leiper, 1909 de que felinos silvestres seriam hospedeiros de *L. minor* motivaram a realização deste trabalho.

Na perspectiva de contribuir para a elucidação de alguns aspectos de ciclo evolutivo natural de *L. minor* realizou-se uma revisão bibliográfica relativa ao período de 1909 a 2019, utilizando dados de literatura especializada *online*, como artigos científicos publicados em periódicos indexados, destacando-se o Portal de Periódicos da CAPES, da Fundação do Ministério da Educação (MEC) e *Web of Science*. Utilizou-se no método de busca avançada os descritores “lagochilascaríase”, o que demonstrou 113 resultados e “dieta” AND “puma” AND “concolor”, com a apresentação de 4.443 publicações. Como critério de inclusão, foi realizada uma seleção de artigos, dissertações, teses e livros com acesso ao texto completo. Foram excluídos da pesquisa aqueles que podiam ser acessados apenas em formato de resumo ou *abstract*, materiais em duplicata e aqueles que não se referiam à lagochilascaríase ou dieta de *Puma concolor*. Portanto, ao final, 135 trabalhos foram selecionados, demonstrando a carência de publicações na área.

2.1 Etiologia, Distribuição Geográfica e Epidemiologia

A Lagochilascaríase humana é causada pela infecção por um helminto do Gênero *Lagochilascaris*, Subfamília Ascaridinae, Família Ascaridae, Ordem Ascaroidea e Classe Nematoda, único dentre as seis espécies do gênero *Lagochilascaris* a parasitar o homem (Sprent, 1971). É um pequeno nematódeo, branco-leitoso, que apresenta quatro estádios larvares, vermes adultos machos e fêmeas e ovos. Sua boca possui três grandes lábios separados por interlábios, o que a torna semelhante aos lábios de uma lebre (Sprent, 1971).

Ocorre exclusivamente na Região Neotropical. Os casos concentram-se principalmente na Amazônia brasileira, sendo 78,5% (102/130) descritos no Brasil, e a maior parte, 60,8% (62/102 casos) no Estado do Pará, seguido por Rondônia, Tocantins, Mato Grosso, Acre, Roraima, São Paulo e Paraná, havendo apenas um caso registrado nos estados do Maranhão, Paraíba, Mato Grosso do Sul e Goiás (Campos *et al.*, 2017). Fora do Brasil são descritos casos em Trinidad (Pawan, 1926, 1927), Tobago (Draper, 1963; Draper & Buckely, 1963), Suriname (Bruijning, 1957; Nassy, 1954; Ortlepp, 1924; Oostburg & Varma, 1968; Oostburg, 1992; Winckel & Treurniet, 1956), Venezuela (Orihuela *et al.*, 1982, 1987; Volcán *et al.*, 1982) , Bolívia (Olle-Goig *et al.*,1996), Equador (Calvopina *et al.*, 1998) , México (Barreira- péres *et al.*, 2012; Carrada-Bravo, 1980; Maraflón, 1980; Vargas-Ocampo & Alvarado-Aleiman, 1997), Paraguai (Roig *et al.*, 2010), Colômbia (Botero&Little, 1984; Moncada *et al.*, 1998; Mondragon *et al.*, 1973) e Costa Rica (Brenes-Madrigal & Brenes, 1961).

A preponderância de casos no norte do Brasil sugere que a Amazônia brasileira possua os melhores recursos ecológicos para o desenvolvimento de *L. minor*, principalmente na região entre os rios Tocantins e Araguaia (Fraiha *et al.*, 1989). Porém, ainda permanecem desconhecidos os fatores presentes na região neotropical que facilitam a transmissão da doença no local.

A doença acomete indivíduos de ambos os sexos. Os pacientes apresentam uma idade média de 22 anos (Mendes *et al.*, 2018), possuem baixo nível socioeconômico, são provenientes de zona rural, ou de pequenos vilarejos situados próximos a florestas densas, vivem em habitações precárias e ingerem carne de roedores silvestres cruas ou malcozidas (Campos *et al.*, 1991), que são livremente comercializadas em feiras locais, e o fazem por hábito cultural ou pela falta de outra fonte proteica, havendo inclusive a competição pela caça dessas presas entre os moradores locais e os felídeos em Áreas de Proteção Ambiental. (Leite & Galvão, 2002).

2.2 Manifestações Clínicas

A doença inicia com uma pequena tumoração indolor não fistulizada na região cervical, ouvido, mastóide ou rino-orofaringe. Evolui para uma tumoração de 5 a 12 cm, dolorosa e de limites imprecisos, sob a forma de nódulo, pseudocisto ou abscesso, com ou sem fistulização espontânea, e drenagem de secreção seropurulenta fétida que pode conter vermes, ovos e larvas (Campos, 1999). Podem ainda surgir lesões secundárias, distantes da inicial, como nas lesões do globo ocular, região sacral, pulmão e sistema nervoso central, pois o parasita tem a capacidade de migrar através dos tecidos por lise tecidual, inclusive óssea, gerada pela liberação de enzimas proteolíticas capazes de hidrolisar os colágenos da matriz extracelular (Barbosa *et al.*, 2006).

As manifestações clínicas dependem do local de acometimento da lesão (Leão & Fraiha, 1997). O paciente pode apresentar otalgia, otorreia, mastoidite, hipoacusia, e/ou zumbido nas lesões de ouvido; sinusite e/ou amigdalite nos acometimentos de rinofaringe (Leão; Fraiha, 1997); lesões em globo ocular gerando secreção purulenta e cegueira (Aquino *et al.*, 2008); manifestações respiratórias geradas por abscesso pulmonares, tais como tosse, dispneia, expectoração, febre, cianose, com evolução possível para insuficiência respiratória (Moraes *et al.*, 1985; Rosemberg *et al.*, 1986); síndrome cerebelar, síndrome convulsiva, paralisia facial periférica, manifestações por lesões de outros pares cranianos, cefaleia intensa, distúrbios do comportamento, tetraparesia de membros inferiores, rigidez de nuca e sinais de irritação meníngea em lesões em sistema nervoso (Rosemberg *et al.*, 1986; Orihuela *et al.*, 1987; Veloso *et al.*, 1992; Aquino *et al.*, 2008). Evolui cronicamente com remissões e recidivas (Leão; Fraiha, 1997) e os casos fatais estão associados principalmente ao envolvimento pulmonar ou do sistema nervoso central (Campos, 1999).

2.3 Diagnóstico

O diagnóstico raramente é realizado nas fases iniciais, pelo fato de a doença ser rara, pela falta de suspeição diagnóstica, pela dificuldade na diferenciação do abscesso de origem bacteriana, e ainda por ser encontrada principalmente em classes socioeconômicas mais desfavorecidas, o que leva ao retardo na procura dos serviços de saúde e a um menor acesso a eles (Campos, 1999; Campos *et al.*, 2017). O diagnóstico diferencial das lesões cervicais deve ser feito com leishmaniose, paracoccidioidomicose, tuberculose, actinomicose e adenite piogênica (Leão & Fraiha, 1997). O diagnóstico parasitológico é realizado pela demonstração direta de ovos, larvas e do verme adulto em amostras das secreções das lesões; de ovos nas fezes quando há a fistulização das lesões para o trato gastrointestinal (Leão & Fraiha, 1997); da identificação do parasito ao exame direto a fresco ou por exame histopatológico com material obtido de biópsias de lesões, no qual se verifica uma reação granulomatosa do tipo corpo estranho formado por vermes ou seus fragmentos no centro, circundados por um infiltrado formado por células plasmáticas, tais como neutrófilos, macrófagos e fibroblastos (Campos, 1999). Os métodos de imagem, como a tomografia computadorizada, as radiografias de tórax e exames complementares como a rinoscopia, otoscopia e biópsia estereotáxica via transnasal têm grande importância na busca ativa de lesões internas, também no seu acompanhamento e na avaliação da extensão das mesmas (Campos, 1999; Leão e Fraiha, 1987). O hemograma demonstra alterações inespecíficas. Não há um método padronizado de diagnóstico por análise sorológica. Não há estudos sobre o diagnóstico envolvendo técnicas avançadas, como a demonstração de aspectos moleculares.

2.4 Tratamento e Profilaxia

Diversas drogas anti-helmínticas foram usadas no tratamento, mas a remissão completa ou a cura ainda são raras, visto ser comum a recidiva após um período de aparente cura clínica (Fraiha *et al.*, 1987). Em geral, usa-se a seguinte sequência de medicamentos: tiabendazol, dietilcarbamazina, mebendazol, ivermectina e, por último, levamisol (Campos *et al.*, 2017). Pode-se associar a remoção cirúrgica das lesões e cuidados nutricionais para melhor resposta (Leão e Fraiha, 1987). Porém, mesmo com um esquema tão complexo, percebe-se a formação de nova tumoração próxima ou distante da inicial, pois as drogas não atuam em todas as fases do parasito e a doença apresenta o ciclo auto infectante, responsável pela cronicidade (Campos, 1999). Pelo fato de o tratamento farmacológico ser prolongado, deve-se realizar o monitoramento das funções hepática, hematopoiética, endócrino-pancreática e renal dos pacientes (Guimarães *et al.*, 2010).

A profilaxia é complexa e envolve melhoria da qualidade de vida, noções de higiene e de alimentação (Leão & Fraiha, 1997) e a cocção da carne de animais silvestres a 100°C por 10 minutos ou congelamento a -20°C por 15 dias antes do consumo humano (Oliveira, *et al.*, 1995; Campos, 1999).

2.5 Mecanismos de Transmissão Ciclo Evolutivo

Os mecanismos de transmissão da doença permanecem desconhecidos, pela não elucidação da identidade dos hospedeiros naturais do parasito.

Para Sprent (1971), a infecção ocorreria através da ingestão de ovos embrionados, sendo que as larvas migrariam para os pulmões e fariam um ciclo pulmonar, ascendendo, posteriormente, pela traqueia, aos locais das lesões.

Outra hipótese seria pela ingestão de larvas infectantes em água contaminada advindas de ovos eliminados em fezes de animal silvestre, não havendo um ciclo pulmonar, pois as larvas se fixariam diretamente na mucosa oral ao serem ingeridas (Fraiha et al, 1983).

A hipótese mais aceita é a de Smith *et al.* (1983), que sugeriu que o homem se infectaria acidentalmente com *L. minor*, ao ingerir larvas encapsuladas em carnes cruas ou malcozidas de animais silvestres, que se comportariam como hospedeiros intermediários obrigatórios.

Tal hipótese foi confirmada pelos experimentos de Campos *et al.* (1992) e Paçô *et al.* (1999).

Na tentativa de reproduzir o ciclo evolutivo de *L. minor* experimentalmente, Campos *et al.* (1992) inocularam camundongos, por via oral, com ovos infectantes, sendo que as larvas de 3º estágio eclodiram nas porções ditais do intestino delgado e ceco 4 a 6 horas após a infecção. Por volta de 6 horas após a inoculação as larvas iniciaram a passagem através da mucosa intestinal e migraram sendo, posteriormente, encontradas dentro dos vasos linfáticos e veia porta. Em 24-48h já haviam larvas no parênquima hepático e nos pulmões. Após a migração elas encistaram em diversos órgãos, dentre eles o coração, e nos músculos esqueléticos e tecido subcutâneo. Nos gatos, ao serem alimentados com as carcaças dos camundongos, os cistos eclodiram liberando as larvas de 3º estágio no estômago, que migraram para as porções superiores do trato digestivo e atingiram sua maturidade na rino e orofaringe e, a partir daí, formaram túneis e massas tumorais, se reproduziram, e os ovos puderam ser encontrados nas fezes dos mesmos, quando as lesões fistulizaram para o trato digestivo. As larvas de 4º estágio foram observadas em 2 a 8 dias, já os vermes adultos em 9-20 dias após a inoculação. Nas lesões, o parasito foi encontrado nas diversas formas evolutivas, o que demonstrou a ocorrência do ciclo auto infectante (Campos *et al.*, 1992). Os camundongos, portanto, foram considerados como hospedeiros intermediários e gatos como hospedeiros definitivos do verme.

Paçô *et al.* (1999), alimentaram roedores, dentre eles *Dasyprocta agouti*, *Calomys callosus* e *Cavia porcellus*, com ovos do parasito, sendo que os mesmos apresentaram 100% de infectividade, atuando com hospedeiros intermediários do verme e, ao alimentarem gato

doméstico com carcaças desses roedores, reproduziram os achados experimentais de Campos *et al.* (1992), comprovando que roedores silvestres consumidos como alimentos em áreas de ocorrência da *Lagochilascariase* respondem à infecção por *L. minor*, experimentalmente, de maneira análoga aos camundongos usados como hospedeiros intermediários. Demonstrou ainda que, entre os roedores silvestres do experimento, *Dasyprocta aguti* demonstrou ser o mais suscetível à infecção por *L. minor*, inclusive com o achado de larvas encistadas em nódulos teciduais.

Quanto ao hospedeiro definitivo de *L. minor*, há registro de infecção em canídeos, sendo eles *Canis familiaris*, de forma experimental (Campos *et al.*, 1992), e natural (Vidotto *et al.*, 1992); além da infecção natural em *Speothos venaticus* na Venezuela (Volcán *et al.*, 1991).

Porém, vários trabalhos o definem como um felídeo, seja pelo seu comportamento em ciclos experimentais, no quais *Felis catus domesticus* apresentou 100% de infectividade (Barbosa *et al.*, 2005; Campos *et al.*, 1992) ou pelo registro de infecção natural nos mesmos (Fraiha Neto *et al.*, 1984; Reis *et al.*, 2011; Sudré *et al.*, 2012). Leiper (1909), propôs que seria um felídeo silvestre, em cujo trato digestivo *L. minor* ocorreria naturalmente. Winckel & Treurniet (1956) afirmaram que *L. minor* é um parasita anormal do sistema digestivo de onças e outros felídeos silvestres da América do Sul. Já Oostburg & Varma (1968), afirmaram que o parasito habita o trato de digestivo de algum animal silvestre, ainda desconhecido. Falcón-Ordaz *et al.* (2016), descreveram o de *L. minor* parasitando naturalmente um felino, *Puma concolor*, no México, corroborando as hipóteses anteriores.

2.5.1. Fatores bióticos envolvidos na transmissão da doença

Puma concolor é conhecido como puma, onça-parda, leão-baio, onça-vermelha, onça do lombo preto, leãozinho-da-cara-suja, bodeira, suçuarana e leão da montanha. Possui ampla distribuição, sendo encontrado desde o Canadá até o Sul da América do Sul (Matte, 2012). Sua dieta é generalista e se alimenta de presas de diferentes portes, desde cervos a pequenos roedores e animais domésticos, muitos dos quais fazem parte também da dieta humana.

Puma concolor é o quarto maior felino do mundo e o segundo maior felino da Região Neotropical, e o que ocupa a maior distribuição geográfica das Américas, se estendendo de uma região que vai do Canadá ao Sul da Argentina (Iriarte *et al.*, 1991; Franklin *et al.*, 1999; Monroy-Vilchis, *et al.*, 2009; Castilho *et al.*, 2012; Gheler-Costa *et al.*, 2018). Portanto, está presente na região neotropical. Além da presença, é capaz de se deslocar por longas distâncias, o que facilita a transmissão de doenças nas quais estaria envolvido. Há relatos de dispersão de

até 450 Km (Miotto, 2006). Também é um dos felinos mais bem adaptados aos diversos tipos de ambiente, e possui alta tolerância às modificações ambientais, conseguindo sobreviver em áreas totalmente fragmentadas. Possui ainda uma dieta generalista e oportunista, e é capaz de mudá-la conforme a disponibilidade de presas no ambiente em que vive, sendo a maior parte de sua caça composta por animais silvestres (Martínez *et al.*, 2012; Skewes *et al.*, 2012; Azevedo *et al.*, 2016; Soria-Díaz, *et al.* 2018).

Outro fator que influencia diretamente na escolha das presas é o comportamento simbiótico com outros felídeos, principalmente a onça-pintada (*Panthera onca*). A coexistência de ambos faz com que a onça-parda se alimente de presas menores, pois as maiores são a principal fonte proteica da onça-pintada, que possui peso maior do que o puma (Ávila-Nájera *et al.*, 2018). Tirelli (2010), demonstrou sobreposição de nichos tróficos entre a jaguatirica e o puma, principalmente com relação ao consumo de roedores de pequeno porte. Nas regiões onde coexistem pumas e jaguatiricas, os primeiros predam presas de maior porte e as jaguatiricas as de médio e de pequeno porte (Juraszek, 2014). Já *Leopardus tigrinus*, *Leopardus wiedii* e *Puma yagouaroundi* parecem não apresentar sobreposição de dieta com *Puma concolor* (Rocha-Mendes *et al.*, 2010).

O apêndice 1 contém os dados encontrados na presente pesquisa acerca da dieta de *Puma concolor*.

Os Ungulados são, em geral, as presas mais frequentes na dieta do Puma (Rau *et al.*, 1991; Aranda & Sánchez-Cordero, 1996; López González & González Romero, 1998; Núñez *et al.*, 2002; Oliveira, 2002; Pacheco *et al.*, 2004; Silveira, 2004; Azevedo, 2008; Hernández, 2008; Martins *et al.*, 2008; Moreno, 2008; Rocha, 2008; Rosas-Rosas *et al.*, 2008; De La Torre & De La Riva, 2009; Laundré *et al.*, 2009; Paviolo, 2010; Silva-Rodríguez *et al.*, 2010; Hernández-Guzmán *et al.*, 2011; Martínez *et al.*, 2012; Magezi, 2013; Rueda *et al.*, 2013; Fernández & Baldi, 2014; Zuniga & Muñoz-Pedrerros, 2014; Hernández-Saintmartín, *et al.*, 2015; Pacheco Jaimes, 2018; Ávila-Nájera *et al.*, 2018). Tal fato foi demonstrado no presente estudo (FIGURA 1), que evidenciou uma representatividade dos mesmos na dieta de puma de 40%, o que é explicado pelo fato de que o consumo de presas maiores gera um ganho energético maior em termos de biomassa para este predador (Azevedo, 2008; Fernández & Baldi, 2014; Foster *et al.*, 2010; Gómez-Ortiz *et al.*, 2011; Martins *et al.*, 2008; Monroy-Vilchis *et al.*, 2009; Novack *et al.*, 2005).

Os Ungulados foram seguidos pelos Roedores que representam 28% da dieta de *Puma concolor* (FIGURA 1) (Emmons, 1987; Branch *et al.*, 1996; Chinchilla, 1997; Taber *et al.*, 1997; Pessino *et al.*, 2001; Crawshaw & Quigley, 2002; Scognamillo *et al.*, 2003; Vidolin,

2004; Novack *et al.*, 2005; Moreno *et al.*, 2006; Nakano, 2006; Foster *et al.*, 2010; Rocha-Mendes, 2010; Tirelli, 2010; Azevedo, 2018).

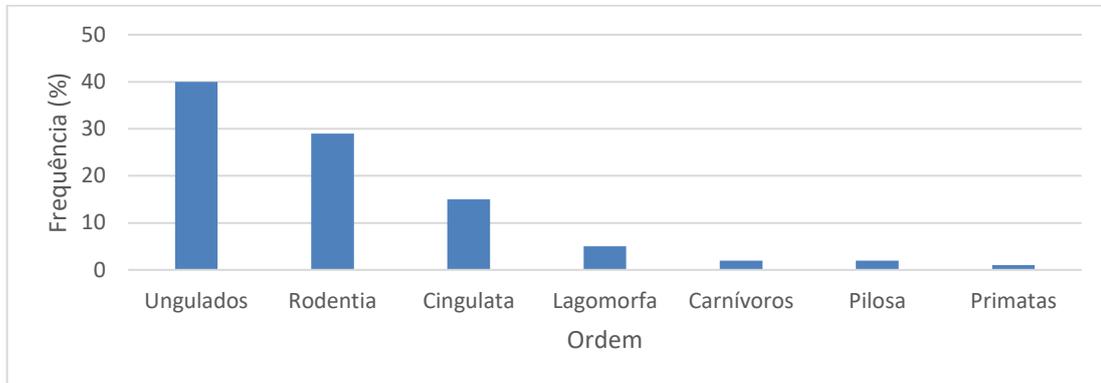


Figura 19: Frequência (%) das principais presas de *Puma concolor*, por Ordem, em diferentes regiões das Américas. **Fonte:** Autora

Através da (Fig. 2) observa-se que, dentre os roedores, o mais frequente na dieta de *Puma concolor* é cutia (*Dasyprocta sp.*), com 19% de frequência dos relatos (Emmons, 1987; Azevedo, 2008; Leite, 2000; Núñez *et al.*, 2002; Novack *et al.*, 2005; Nakano *et al.*, 2006; Herrera *et al.*, 2006; Moreno *et al.*, 2006; Moreno 2008; Czarnobai, 2012; Sollman *et al.*, 2013; Ávila- Nájera *et al.*, 2018; Herrera *et al.*, 2018), seguida da paca (*Agouti paca*), com 13,6% (Aranda & Sánchez-Cordero, 1996; Leite, 2000; Hernández, 2008; Moreno 2008; Foster *et al.*, 2010; Tirelli, 2010; Prado, 2012; Czarnobai, 2012; Magezi, 2013; Hernández-SaintMartín & Rosas-Rosas, 2014; Santos *et al.*, 2014) e da capivara (*Hydrochoeris hydrochaeris*) (Crawshaw & Quigley, 2002; Scognamillo *et al.*, 2003; Silveira, 2004; Ciochetti, 2007; Rocha, 2008; Magezi, 2013; Azevedo, 2018), com 10% dos casos.

No Brasil, local de maior registro de doença, *Dasyprocta sp.* também aparece em primeiro lugar com 19%, *Hydrochoeris hydrochaeris* com 17% e *Agouti paca*, com 16% (Fig. 3).

A cutia (*Dasyprocta sp.*), portanto, foi o roedor de maior ocorrência na dieta da onça-parda em todos os estudos, inclusive naqueles realizados apenas no Brasil. Ela é um roedor silvestre neotropical que tem um porte avantajado e distribui-se geograficamente do sul do México ao sul da América Central e em regiões tropicais da América do Sul, principalmente nas regiões norte, nordeste e sudeste do Brasil (Costa *et al.*, 2013). É encontrada em florestas semidecíduais, pluviais (floresta amazônica e mata atlântica), cerrados e caatingas, ou seja, habitats nos quais a *Lagochilascariase* está presente (Deutsch & Puglia, 1988).

Os mamíferos silvestres, como a cutia, são parasitados por um maior número de nematódeos do que cestódeos e trematódeos (Brandão *et al.*, 2009). A cutia, em especial, é relatada como sendo intensamente parasitada por nematódeos de forma natural (Pinheiro, *et al.*, 1989; Silva, *et al.*, 2008) sendo que, inclusive, *D. agouti* demonstrou ser o roedor mais suscetível à infecção por *L. minor*, experimentalmente (Paçô *et al.*, 1999). Associado ao fato de ter grande importância socioeconômica para as regiões norte e nordeste do Brasil por ser uma importante fonte de proteína animal, pode-se afirmar, portanto, que a cutia apresenta diversas características de um potencial hospedeiro intermediário para *L. minor*.

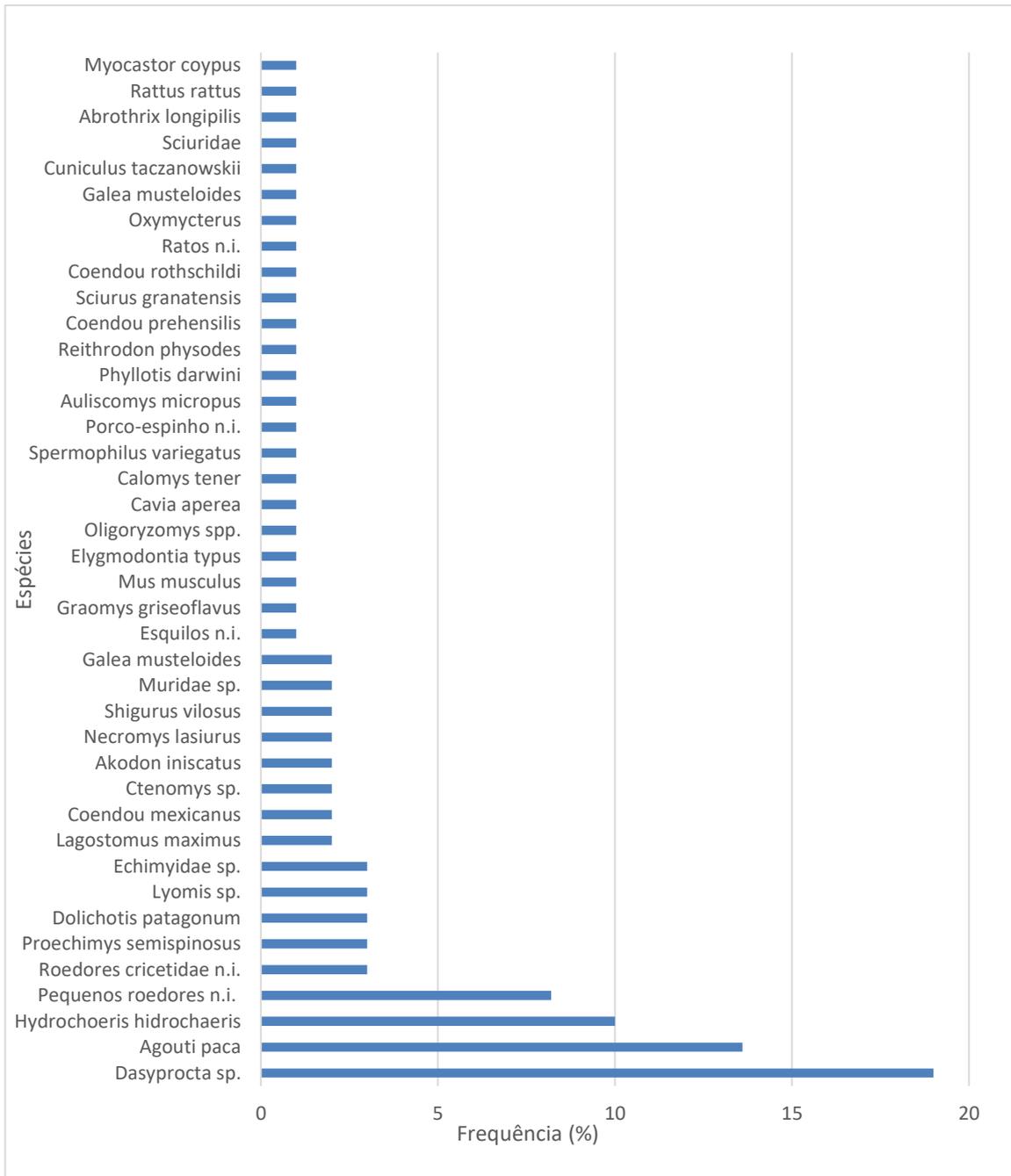


Figura 20: Frequência (%) de espécies de roedores utilizados como alimento por *Puma concolor* em diferentes regiões das Américas. **Fonte:** Autora

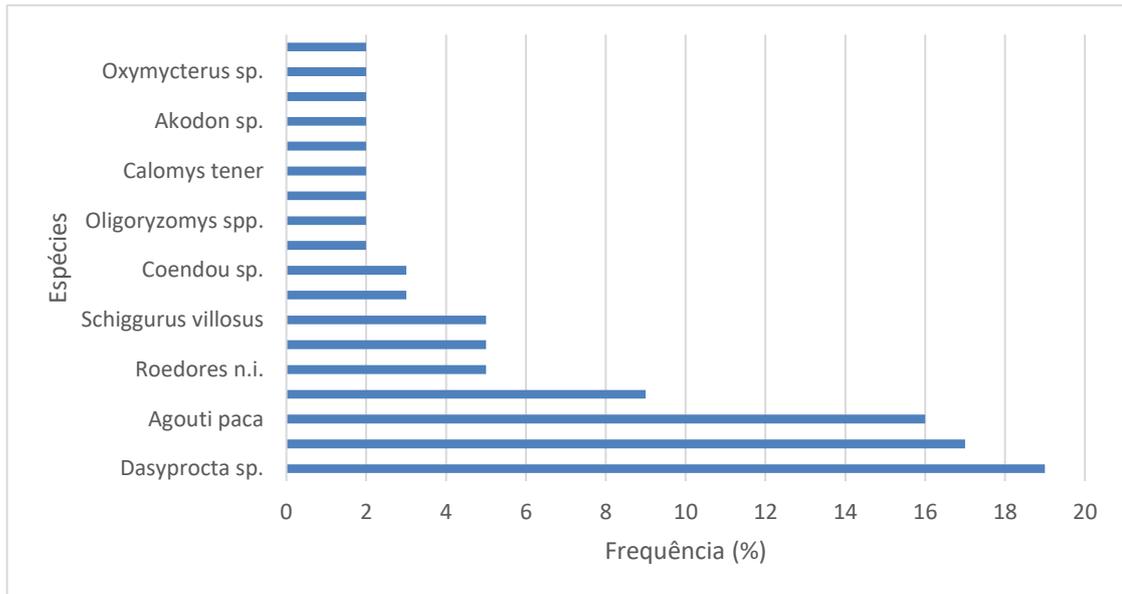


Figura 21: Frequência (%) de roedores utilizados como alimento por *Puma concolor* no Brasil.

Fonte: Autora

2.5.2 Fatores abióticos envolvidos na transmissão da doença

Como já dito, por motivos ainda não esclarecidos, a lagochilascariase humana ocorre exclusivamente na Região Neotropical que situa-se do México ao sul da América do Sul e possui a maior biodiversidade em termo de números de espécimes do globo, superando a região paleotropical (partes tropicais da África, Ásia, Austrália e Oceania) (Carvalho & Almeida, 2016). A região engloba biomas como a Floresta Amazônica, Cerrado, Caatinga, Mata Atlântica, todos com a capacidade de abrigar *Puma concolor*. Abarca ainda fitofisionomias como florestas semidecíduais e tropicais úmidas, hábitats de *Dasyprocta spp.*

Outro fato refere-se ao clima e solo. Apresenta temperatura elevada em menores latitudes, clima seco ao centro e inverno rigoroso nos limites sul. Sabe-se que o clima quente e úmido no verão e o solo argiloso, comuns no neotrópico, são propícios ao desenvolvimento dos ovos de ascarídeos (Camillo-Coura, 1974) e, portanto, adequados ao desenvolvimento de ovos de *L. minor*.

O solo tem um papel fundamental no ciclo biológico dos helmintos, pois recebe as fezes dos hospedeiros contaminadas com estágios não infectantes dos parasitos e provê condições para o seu desenvolvimento até a fase infectante. Além disso, os nematoides sofrem influência importante em seu desenvolvimento de acordo com os tipos de solo, pois este tem a função de proteger os ovos do parasito contra as intempéries climáticas, como os solos argilosos da região neotropical, por exemplo, que conservam certa umidade nos períodos de seca, aumentando a sobrevivência dos ascarídeos (Camillo-Coura, 1974).

Após a descrição dos fatores bióticos e abióticos envolvidos na transmissão da doença é possível inferir o ciclo natural de *Lagochilascaris minor* (FIGURA 4). Considerando os trabalhos de CAMPOS et al., 1989; CAMPOS et al., 1992, PAÇO & CAMPOS, 1999; FALCON-ORDAZ, 2016 torna-se possível visualizar as seguintes etapas do ciclo evolutivo: os ovos do parasito são eliminados pelas fezes dos hospedeiros definitivos, sejam eles naturais (*Puma concolor*), ou acidentais (homens, canídeos e outros felídeos, como os domésticos); contaminam o meio ambiente e, devido às adequadas condições de solo e clima da Região Neotropical se tornam embrionados e, portanto, infectantes. Os ovos são ingeridos pelo hospedeiro intermediário (*Dasyprocta sp.*) e nele se desenvolvem em larvas de 3º estágio que se encistam em nódulos granulomatosos nos músculos e no tecido subcutâneo. O hospedeiro definitivo natural ou acidental, ao ingerir o hospedeiro intermediário na forma crua ou malcozida, contendo larvas de terceiro estágio, infecta-se, e nele se completa o ciclo enzoótico natural.

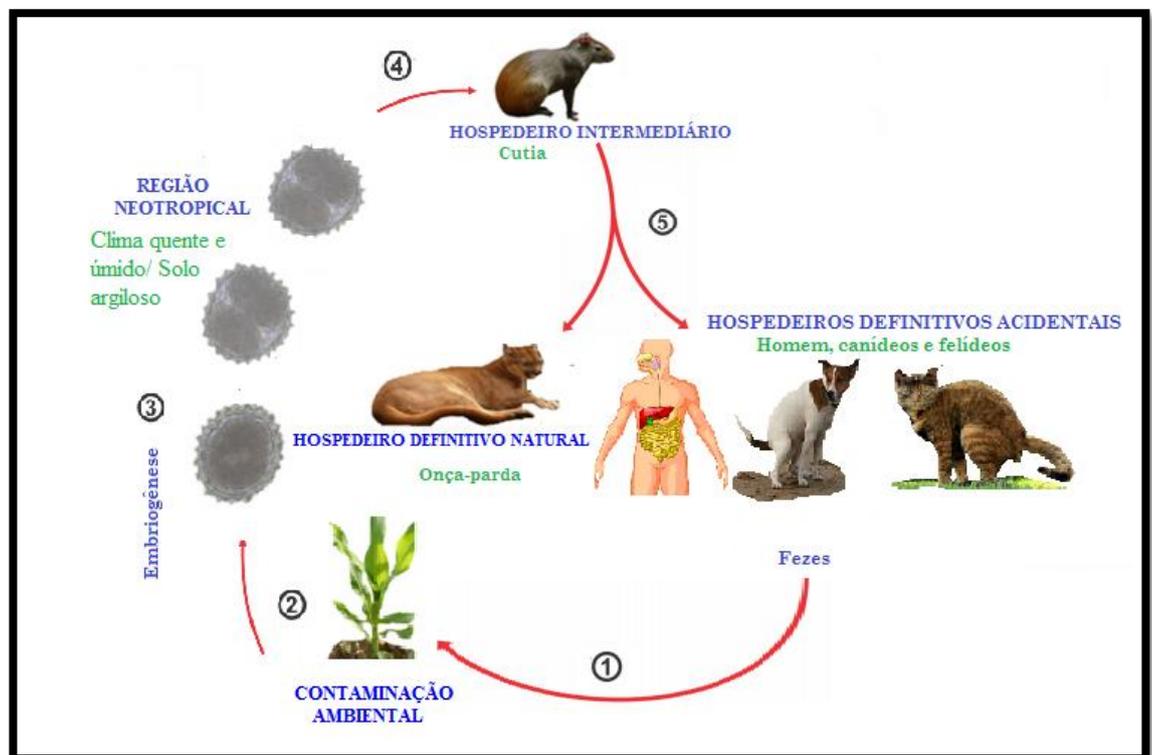


Figura 22: Ciclo natural de *Lagochilascaris minor* Fonte: Adaptado de CAMPOS, 2017.

(1) Os ovos do parasito são eliminados pelas fezes dos hospedeiros definitivos, sejam eles naturais (*Puma concolor*), ou acidentais (homens, canídeos e outros felídeos, como os domésticos); (2) contaminam o meio ambiente; (3) uma vez no ambiente, os ovos se tornam embrionados e, portanto, infectantes; (4) são ingeridos pelo hospedeiro intermediário (*Dasyprocta sp.*) e nele se desenvolvem em larvas de 3º estágio que se encistam em nódulos granulomatosos nos músculos e no tecido subcutâneo; (5) o hospedeiro definitivo natural ou acidental, ao

ingerir o hospedeiro intermediário na forma crua ou mal-cozida, contendo larvas de terceiro estágio, infecta-se, e nele se completa o ciclo enzoótico natural.

Considerações Finais

Os dados encontrados nesse trabalho auxiliam na elucidação das incógnitas da lagochilascaríase humana existentes até o momento, relativas ao trinômio hospedeiro natural intermediário, hospedeiro natural definitivo e ocorrência exclusiva da doença na região Neotropical.

O fato de a doença ser restrita à Região Neotropical, provavelmente, decorre da junção de fatores bióticos e abióticos locais.

Dentre os fatores abióticos, tem-se o clima e o solo favoráveis ao desenvolvimento dos ovos de ascarídeos. É necessário considerar a ingestão de ovos de *L. minor* presentes no solo pelos roedores susceptíveis ao desenvolvimento do verme.

Entre os fatores bióticos, citam-se fatores relacionados aos hospedeiros, como *Puma concolor* e *Dayprocta sp.* adaptados aos biomas da região neotropical coexistirem na mesma Região. Somam-se a isso os trabalhos experimentais, que corroboram hipótese formuladas no passado sobre o papel de felídeos e roedores na transmissão da lagochilascaríase.

Portanto, pode-se inferir que *Puma concolor* seja um hospedeiro definitivo natural e *Dayprocta sp.* hospedeiro intermediário natural de *L. minor*. E, também que a infecção humana seja decorrente da ingestão de carne crua ou malcozida do hospedeiro intermediário infectado. Além de *Puma concolor* há registros de literatura permitem supor que outros carnívoros como *Speothus venaticus* e *Canis familiaris* possam atuar também, com hospedeiros definitivos do verme.

Porém, devido a capacidade de *Puma concolor* viver em simpatria com diversos felinos silvestres, com os quais apresenta sobreposição alimentar e ainda, considerando a biodiversidade brasileira-local de maior incidência de lagochilascaríase sugere-se maiores pesquisas quanto às outras oito espécies de felídeos silvestres brasileiras, sendo elas: onça-pintada (*Panthera onca*), jaguarundi (*Puma yagouaroundi*), jaguatirica (*Leopardus pardalis*), gato-maracajá (*Leopardus wiedii*), gato-macambira (*Leopardus tigrinus*), gato-do-mato-pequeno (*Leopardus guttulus*), gato-do-mato-grande (*Leopardus geoffroyi*) e gato-palheiro (*Leopardus colocolo*), como possíveis hospedeiros definitivos da doença.

Referências Bibliográficas

- AGUILAR-NASCIMENTO, J.E. *et al.* Infection of the soft tissue of the neck due to *Lagochilascaris minor*. *Trans. Roy. Soc. Trop. Med. Hyg.*, v.87, p.198, 1993.
- AQUINO, R.T.R. *et al.* Lagochilascariasis leading to severe involvement of ocular globes, ears and meninges. *Rev. Inst. Med. Trop. São Paulo*, São Paulo, v. 50, n. 6, p. 355-358, dez. 2008.
- ARANDA, M.; SÁNCHEZ-CORDERO, V. Prey spectra of jaguar (*Panthera onca*) and puma (*Puma concolor*) in tropical forests of Mexico. *Stud. neotrop. environ.*, v. 31, n. 2, p. 65-67, 1996.
- ARTIGAS, P.T. *et al.* Sobre um caso de parasitismo humano por *Lagochilascaris minor* Leiper, 1909, no Estado de São Paulo, Brasil. *Rev. Inst. Med. Trop. São Paulo*, São Paulo, v. 10, n. 2, p. 78-83, 1968.
- ÁVILA-NÁJERA, D. M. *et al.* Jaguar (*Panthera onca*) and puma (*Puma concolor*) diets in Quintana Roo. *Anim. biodivers. conserv.*, México, v. 41, n. 2, p. 257-266, jul-dez. 2018.
- AZEVEDO, F. C. *Ecologia da onça-parda: interações de um predador de Topo em um agroecossistema*. Universidade Federal de Viçosa- Câmpus, 1977-A994e 2018.
- AZEVEDO, F.C.C. *et al.* Puma (*Puma concolor*) predation on tapir (*Tapirus terrestris*). *Biota neotrop.*, Campinas, v.16, n.1, e20150108, mar. 2016.
- AZEVEDO, F.C.C. Food habits and livestock depredation of sympatric jaguars and pumas in the Iguacu National Park area, south Brazil. *Biotropica*, Flórida, v. 40, n. 4, p. 494-500, jul. 2008.
- BARBOSA, A.P. *et al.* *Lagochilascaris minor* third-stage larvae secrete metalloproteases with specificity for fibrinogen and native collagen. *Microbes infect.*, v. 8, n. 12-13, p. 2725-2732, 2006.
- BARBOSA, C.A.L. *et al.* Gato doméstico (*Felis catus domesticus*) como possível reservatório de *Lagochilascaris minor* Leiper (1909). *Rev. Patol. Trop.*, Goiânia, v. 34, n. 3, p. 205-211, set-dez. 2005.
- ARRERA-PÉREZ, M. *et al.* *Lagochilascaris minor* Leiper, 1909 (Nematoda: Ascarididae) in Mexico: three clinical cases from the Peninsula of Yucatan. *Rev. Inst. Med. Trop. São Paulo*, São Paulo, v. 54, n. 6, p. 315-317, dez. 2012.
- BARRETO, L. F. *et al.* Lagochilascariasis: case report. *J. bras. patol. med. lab.*, Rio de Janeiro, v. 54, n. 4, p. 245-248, jul. 2018.
- BENTO, R. F. *et al.* Human lagochilascariasis treated sucessfully with ivermectin: a case report. *Rev. Inst. Med. Trop. São Paulo*, v. 35, n. 4, p. 373-375, 1993.
- BILSKI, D. R. *Dieta de Puma concolor (Linnaeus, 1771) na região dos Campos Gerais, Paraná, Brasil*. 2007.

- BOTERO, D. LITTLE, M.D. Two cases of human *Lagochilascaris* infection in Colombia. *Am. J. Trop. Med. Hyg.* v.33. p.381-386, 1984.
- BRANCH, Lyn C.; PESSINO, M.; VILLARREAL, D. Response of pumas to a population decline of the plains vizcacha. *J Mammal.*, v. 77, n. 4, p. 1132-1140, 1996.
- BRANDÃO *et al.* Diversidade de helmintos intestinais em mamíferos silvestres e domésticos na Caatinga do Parque Nacional Serra da Capivara, Sudeste do Piauí, Brasil. *Rev. Bras. Parasitol. Vet.*, v.18, n.1, p.19-28, dez. 2009.
- BRENES-MADRIGAL, RR. BRENES, A.F. *Lagochilascariasis* humana en Costa Rica. *Congreso Latinoamericano y Nacionale Microbiologia: Proceedings*, Costa Rica, p. 35, 1961.
- BRUIJNING, C.F. Notes on *Lagochilascaris minor* Leiper, 1909. *Doc. Med. Geogr. Trop.*, p.173-175, 1957.
- CALVOPINA M., *et al.* Treatment of human *Lagochilascariasis* with ivermectin: first case report from Ecuador. *Trans. R. Soc. Trop. Med. Hyg.*, v. 92, n. 2, p. 223-224, 1998.
- CAMILLO-COURA, L. Fatores relacionados à transmissão das geohelmintíases. *Rev. Soc. Bras. Med. Trop.*, Uberaba, v. 8, n. 4, p. 223-233, 1974.
- CAMPOS, D.M.B. *et al.* Human *lagochilascariasis*—A rare helminthic disease. *PLoS Negl. Trop. Dis.*, Equador, v. 11, n. 6, p. e0005510, jun. 2017.
- CAMPOS, D.M.B. *Lagochilascariase*. In: CIMERMAN, B & CIMERMAN, S. *Parasitologia Humana e seus fundamentos gerais*. São Paulo: Atheneu, p. 321-333, 1999.
- CAMPOS, D.M.B. *et al.* *Lagochilascariase* Humana. Registro de um novo caso procedente do Sul do Pará. *Rev. Patol. Trop.*, Goiânia, v. 24, n. 2, p.313-322, jul-dez.1995.
- CAMPOS, D.M.B. *et al.* Experimental life cycle of *Lagochilascaris minor* Leiper, 1909. *Rev. Inst. Med. Trop. São Paulo*, São Paulo, v. 34, n. 4, p. 277-287, ago. 1992.
- CAMPOS, D. M. B. *et al.* Infecção por *Lagochilascaris minor*. Registro de um novo caso e ilações de natureza epidemiológica. *Rev. Inst. Med. Trop. São Paulo*, v. 33, p. S41, 1991.
- CAMPOS, D.M.B. *et al.* Notas Parasitológicas sobre *Lagochilascariase* humana em Goiás. *Rev. Inst. Med. Trop.*, São Paulo, Goiânia, v. 16, n. 2, p. 129-142, jun-dez. 1987.
- CARRADA-BRAVO, T. Avances recientes em el conocimiento de las enfermedades transmisibles em México. *Gac. Med. Méx.* n°116. P.47-49.1980.
- CARVALHO, C. J. B. de & ALMEIDA, E. A. B. de. *Biogeografia da América do Sul: análise de tempo, espaço e forma*. Rio de Janeiro: Ed. Roca. 2016.
- CASTILHO, C. S. *et al.* Genetic structure and conservation of Mountain Lions in the South-Brazilian Atlantic Rain Forest. *Genet. Molec. Biol.*, São Paulo, v. 35, n. 1, p. 65-73, dez. 2012.
- CHIEFFI, P.P *et al.* Infecção cutânea por *Lagochilascaris minor*, tratamento e cura rápida pelo levamisol. *Arq. Bras. Derm.*, v.16, n.2, p.141-144, 1981.

CHINCHILLA, F. A. La dieta del jaguar (*Panthera onca*), el puma (*Felis concolor*) y el manigordo (*Felis pardalis*) (Carnivora: Felidae) en el Parque Nacional Corcovado, Costa Rica. *Rev. Biol. Trop.*, p. 1223-1229, 1997.

CIOCHETI, G. *Uso de habitat e padrão de atividade de médios e grandes mamíferos e nicho trófico de Lobo-Guará (Chrysocyon brachyurus), Onça-Parda (Puma concolor) e Jaguatirica (Leopardus pardalis) numa paisagem agroflorestal, no Est. 2007.* Tese de Doutorado. Universidade de São Paulo.

CORRÊA, M.O.A. *et al.* Novo caso de parasitismo humano por *Lagochilascaris minor* Leiper, 1909. *Rev. Inst. Adolfo Lutz*, v. 38, p.59-65, 1978.

COSTA, A. F.; PEREIRA, A. L.M.; ALMEIDA, K. S. Fauna helmintológica de cutias (*Dasyprocta spp.*): implicações para produção comercial–revisão de literatura. *Rev. Cientif. Eletron. Med. Vet.*, n. 21, p. 6, 2013.

CRAWSHAW Jr., P. G; Quigley, H. B. Hábitos alimentarios del jaguar y el puma en el Pantanal, Brasil, con implicaciones para su manejo y conservación. El jaguar en el nuevo milenio, RA Medellín, C. Equihua, CLB Chetkiewicz, PG Crawshaw Jr., A. Rabinowitz, KH Redford, JG Robinson, EW Sanderson y AB Taber (eds.). Universidad Nacional Autónoma de México, Wildlife Conservation Society y Fondo de Cultura Económica, México, DF, p. 223-235, 2002.

CZARNOBAI, S. *Dieta e uso de habitats por mamíferos carnívoros em mosaico formado por remanescentes de floresta atlântica e plantios florestais.* 2012.

DE LA TORRE, J. A.; DE LA RIVA, G. Food habits of pumas (*Puma concolor*). in a semiarid region of central Mexico. *Mastozool. Neotrop.*, v. 16, n. 1, 2009.

DRAPER, J.W. Infection with *Lagochilascaris minor*. *Brit. Med.J.* v.2, p.931-932, 1963.

DRAPER, J., BUCKLEY, J.J.C. *Lagochilascaris minor* Leiper, 1909, from a patient in Tobago. *Trans. Roy. Soc. Trop. Med. Hyg.*, v. 57, 1963.

DEUSTH, L.A.; PUGLIA, L.R. Animais silvestres: proteção, doenças e manejo. Rio de Janeiro, *Globo*, p.191,1988.

EMMONS, L.H. Comparative feeding ecology of felids in a neotropical rainforest. *Behav. Ecol. Sociobiol.*, v. 20, n. 4, p. 271-283, 1987.

FALCÓN-ORDAZ, J. *et al.* *Lagochilascaris minor* (Nematoda: Ascarididae) from a wild cougar (*Puma concolor*) in Mexico. *J. wildl. dis.*, México, v. 52, n. 3, p. 746-748, jul. 2016.

FERNÁNDEZ, C.& BALDI, R. Hábitos alimentarios del puma (*Puma concolor*) e incidencia de la depredación en la mortandad de guanacos (*Lama guanicoe*) en el noreste de la Patagonia. *Mastozool. Neotrop.*, Mendoza, v. 21, n. 2, p.331-338, nov. 2014.

FOSTER, R. J. *et al.* Food habits of sympatric jaguars and pumas across a gradient of human disturbance. *J. Zool.*, New York, v. 280, n. 3, p. 309-318, out. 2010.

FRAIHA, H.; LEÃO, R.N.Q.; COSTA F.S.A. Lagoquilascariase humana e dos animais domésticos. *Zoon. Rev. Int.*, v.1, n.1, p.22-33, 1989.

FRAIHA, H. *et al.* Lagochilascaris minor em gato doméstico. Primeiro registro de infecção natural associada a um caso humano. In: *Congresso da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical. Resumos*, Salvador, v.20, p.121, 1984.

FRAIHA, *et al.* Patologia amazônica exótica, II: Infecção humana por Lagochilascaris minor Leiper, 1909 (Nematoda, Ascarididae). Registro de três novos casos e formulação de nova hipótese para o mecanismo de infecção. In: *Congresso da Sociedade Brasileira de Parasitologia e Congresso da Federación Latino-Americana de Parasitólogos. Resumos*, São Paulo, v. 6, p.146, 1983.

FRANKLIN, W. L. *et al.* Ecology of the Patagonia puma *Felis concolor patagonica* in southern Chile. *Biol. Conserv.*, v. 90, n. 1, p. 33-40, 1999.

GÓMEZ-ORTIZ, Y. *et al.* Is food quality important for carnivores? The case of *Puma concolor*. *Anim. Biol.*, v. 61, n. 3, p. 277-288, jan. 2011.

GHELER-COSTA, C. *et al.* Ecologia trófica de onça-parda (*Puma concolor*) em paisagem agrícola. *RAMA*, v. 11, n. 1, p. 203-225, 2018.

GÓMEZ-ORTIZ, Yuriana *et al.* Is food quality important for carnivores? The case of *Puma concolor*. *Anim. Biol.*, v. 61, n. 3, p. 277-288, 2011.

GUIMARÃES, V.C. *et al.* Otomastoidite por Lagochilascaris minor em Criança: Relato de Caso. *Arquivos Int. de Otorrinolaringologia*, São Paulo, v.14, n.3, p. 373-376, 2010.

HERNÁNDEZ, C. G. E. Dieta, uso de hábitat y patrones de actividad del puma (*Puma concolor*) y el jaguar (*Panthera onca*) en la selva maya. *Rev. mex. Mastozool.*, v. 12, n. 1, p. 113-130, 2008.

HERNÁNDEZ-GUZMÁN, A.; PAYÁN, E.; MONROY-VILCHIS, O. Hábitos alimentarios del *Puma concolor* (Carnivora: Felidae) en el Parque Nacional Natural Puracé, Colombia. *Rev. Biol. Trop.*, 2011.

HERNÁNDEZ-SAINTMARTÍN, Anuar D. *et al.* Food habits of jaguar and puma in a protected area and adjacent fragmented landscape of Northeastern Mexico. *Nat. Areas J.*, v. 35, n. 2, p. 308-318, 2015.

HERNÁNDEZ-SAINTMARTÍN, A.D.; ROSAS-ROSAS, O.C. Diversidad y abundancia de la base de presas para *Panthera onca* y *Puma concolor* em una reserva de la biosfera de México. *Agro product.*, México, v.7, n.5, p.45-50, 2014.

HERRERA, Hansel *et al.* Time partitioning between jaguar *Panthera onca*, puma *Puma concolor* and ocelot *Leopardus pardalis* (Carnivora: Felidae) in Costa Rica's dry and rainforests. *Rev. Biol. Trop.*, v. 66, n. 4, p. 1559-1568, 2018.

IRIARTE, J. A.; JOHNSON, W. E.; FRANKLIN, W. L. Feeding ecology of the Patagonia puma in southernmost Chile. *Rev. Chil. Hist. Nat.*, v. 64, p. 145-156, 1991.

- JURASZEK, Adriana *et al.* Ecologia alimentar de carnívoros em remanescentes de mata atlântica entremeados por matriz silvicultural, na região sul do Brasil. 2014.
- LAUNDRÉ, J. W. *et al.* Evaluating potential factors affecting *Puma concolor* abundance in the Mexican Chihuahuan Desert. *Wildlife biol.*, v. 15, n. 2, p. 207-213, 2009.
- LEÃO, R.N.Q. & FRAIHA, H. – Lagoquilascaríase. In: LEÃO, R.N.Q.- Doenças Infecciosas e Parasitárias. Enfoque Amazônico. *Cejup/UEPA/IEC*, Belém, p.723- 731, 1997.
- LEAO, RNQ de *et al.* Infecção humana pelo *Lagochilascaris minor* Leiper, 1909. Registro de um caso observado no Estado do Pará (Brasil). *Rev. Inst. Med. Trop. São Paulo*, v. 20, p. 300-306, 1978.
- LEIPER, R.T. A new nematode worm from Trinidad *Lagochilascaris minor*. *Proc. Zool. Soc. Lond.* v.4, p.742-743, 1909.
- LEITE, M.R.P. & GALVÃO, F. El jaguar, el puma y el hombre en tres áreas protegidas del bosque atlántico costero de Paraná, Brasil. *Universidad Nacional Autonoma de Mexico, WCS*, México, p. 237-250, 2002.
- LÓPEZ GONZÁLEZ, C. A.; GONZÁLEZ ROMERO, A. A synthesis of current literature and knowledge about the ecology of the puma (*Puma concolor* Linnaeus). *Acta Zool. Mex.*, México, n. 75, p. 171-190, 1998.
- MAGEZI, Gabriel Shimokawa. *Dieta de felideos silvestres em áreas de Floresta Atlântica Costeira, litoral Norte do Estado do Paraná*. 2013.
- MAQUINÉ, G. A. *et al.* Lagoquilascaríase humana: um diagnóstico a ser lembrado diante de tumorção de cabeça e pescoço: relato de caso. *Rev. Soc. Bras. Clín. Méd.*, São Paulo, v. 16, n. 1, p. 45-47, jan-mar. 2018.
- MARAFLÓN, R.M. Parásitos animales de la región buconasoríngica. *Arch. Der. D. México*. V.37. p.340-369. 1908.
- MARTÍNEZ, J. I. Z. *et al.* The ecological role of native and introduced species in the diet of the *Puma concolor* in southern Patagonia. *Oryx*, Santa Cruz, v. 46, n. 1, p. 106-111, fev. 2012.
- MARTINS, R.; QUADROS, J.; MAZZOLLI, M. Hábito alimentar e interferência antrópica na atividade de marcação territorial do *Puma concolor* e *Leopardus pardalis* (Carnivora: Felidae) e outros carnívoros na Estação Ecológica de Juréia-Itatins, São Paulo, Brasil. *Revista Brasileira de Zoologia*, Curitiba , v. 25, n. 3, p. 427-435, set. 2008.
- MATTE E.M. *Filogeografia de Puma concolor (CARNIVORA, FELIDAE) na América do Sul*. 2012. Tese de Doutorado. Universidade Federal do Rio Grande do Sul.
- MENDES, T.C. *et al.* Estado atual da lagoquilascaríase humana no Brasil. *J. Biol. & Pharm. Agricultural Management*, v. 14, n. 4, p. 226-239, out-dez. 2018.
- MIOTTO, Renata Alonso *et al.* *Análise do DNA fecal para a determinação da presença e do número populacional mínimo de onças-pardas (Puma concolor, Felidae) em duas Unidades de*

Conservação do estado de São Paulo, o Parque Estadual do Vassununga e a Estação Ecológica de Jataí. 2006.

MONCADA, L. I. *et al.* *Lagochilascaris minor* in a patient from the colombian amazona: a case report. *Rev. Inst. Med. Trop. São Paulo*, São Paulo, v. 40, n. 6, p 387-389, nov.1998.

MONDRAGON, H.; CANO, M., BOTERO, D. Primer caso de infección humana por *Lagochilascaris minor* en Colômbia. *Antioq. Med.*, v.23, n.9-10, p. 463-464, 1973.

MONROY-VILCHIS, O. *et al.* Food niche of *Puma concolor* in central Mexico. *Wildlife Biol.*, v. 15, n. 1, p. 97-106, mar. 2009.

MONTEIRO, M. R. C. C. *et al.* Comprometimento do sacro na lagoquilascariase. In: *XXIV Congresso da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical. Tema Livre nº 191*, Manaus, 1988.

MORAES, M. A. P.; ARNAUD, M. V. C.; DE LIMA, P. E. Novos casos de infecção humana por *Lagochilascaris minor* Leiper, 1909, encontrados no Estado do Pará, Brasil. *Rev. Inst. Med. Trop. São Paulo*, 1983.

MORAES, M.A.P. *et al.* Infecção pulmonar fatal por *Lagochilascaris sp.*, provavelmente *Lagochilascaris minor* Leiper, 1909. *Rev. Inst. Med. Trop. São Paulo*, São Paulo, v. 27, n. 1, p. 46-52, jan.1985.

MORENO, R. S. Información preliminar sobre la dieta de Jaguares, y pumas en Cana, Parque Nacional Darién, Panamá. *Tecnociência*, 2008.

MORENO, R.S.; ROLAND, W.; KAYS, R. S. Competitive Release in Diets of Ocelot (*Leopardus pardalis*) and Puma (*Puma concolor*) after Jaguar (*Panthera onca*) Decline. *J. Mammal.*, v. 87, n.4, 24, p. 808–816, 2006.

NAKANO, E.O. *Ecologia de mamíferos carnívoros e a conservação da mata atlântica na região do Complexo Estuarino Lagunar de Cananéia, estado de São Paulo.* 201p.Tese (Doutorado em Ecologia) – Universidade Estadual de Campinas, 2006.

NASSY, E.A. Comunicayon to the Latin-American Congresso f Otolaryngology. In: *Congress-Latino-Americano de otorrinolaringologia*, Caracas, 1954.

NOVACK, A. J. *et al.* Foraging ecology of jaguar (*Panthera onca*) and puma (*Puma concolor*) in hunted and non-hunted sites within the Maya Biosphere Reserve, Guatemala. *J. Zool.*, v. 267, n. 2, p. 167-178, fev. 2005.

NÚÑEZ, R.; MILLER, B.; LINDZEY, F. Ecología del jaguar en la reserva de la biosfera Chamela-Cuixmala, Jalisco, México. *El jaguar en el nuevo milênio*, p. 107-125, 2002.

OBEID, *et al.* Lagochilascariase com envolvimento cerebelar. In: *Congresso da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical. Resumos*, São Paulo, n.21, p.80, 1985.

OLIVEIRA, T. G. *Ecología comparative de la alimentacion del jaguar y del puma en el Neotrópico.* Pp. 365-288. In: *Jaguars in the new millennium. A status assessment, priority detection, and recommendations for the conservation of jaguars in the Americas.* (R.A. Medellin, C. Chetkiewicz, A. Rabinowitz, J.G Robinson, E.

Sanderson, and A. Taber, editores). Mexico D. F., UNAM/WCS. 2002.

OLIVEIRA, J. A. *et al.* Ação de agentes químicos e físicos sobre ovos de *Lagochilascaris minor*. (Leiper, 1909). *Rev. Patol. Trop.*, Goiânia, v. 24, n.2, p.301-311, jul-dez. 1995.

OLLÉ-GOIG, J. E. *et al.* First case of *Lagochilascaris minor* infection in Bolivia. *J. trop. med. Hyg.*, v. 1, n. 6, p. 851-853, 1996.

ORIHUELA, R *et al.* Lagochilascariasis humana en Venezuela: descripción de un caso fatal. *Rev. Soc. Bras. Med. Trop.*, Uberaba, v. 20, n. 4, p. 217-221, dez. 1987.

ORIHUELA, R.; *et al.* Primer caso humano de Lagochilascariase en Venezuela. *Acta cient. venez.*, v.33, n.1, 1982.

OOSTBURG, B.F. The sixth case of *Lagochilascariasis minor* in Surinam *Trop. Geogr. Med.*, v. 44, n. 1-2, p. 154-159, jan. 1992.

OOSTBURG, B.F.J.; VARMA, A.A.O. *Lagochilascaris minor* infection in Surinam, report of a case. *Am. J. Trop. Med. Hyg.*, v.17, n.4, p.548-550, 1968.

ORTLEPP, R. On a collection of helminths from Dutch Guiana. *J. Helminthol.* v.2, p. 15-40, 1924.

PACHECO, L. F.; LUCERO, A.; VILLCA, M. Dieta del puma (**Puma concolor**) en el Parque Nacional Sajama, Bolivia y su conflicto con la ganadería. *Ecol. Bolivia*, v. 39, n. 1, p. 75-83, 2004.

PACHECO JAIMES, R. *et al.* Food habits of puma (*Puma concolor*) in the Andean areas and the buffer zone of the Tamá National Natural Park, Colombia. *Therya La Paz*, v. 9, n. 3, p. 201-208, 2018.

PAÇO, J.M.; CAMPOS, D.M.B.; OLIVEIRA, J.A. de. Wild Rodents as Experimental Intermediate Hosts of *Lagochilascaris minor* Leiper, 1909. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz.*, Rio de Janeiro, v. 94, n. 4, p. 441-449, jul. 1999.

PAULA, J.; LUZ, J.; BARBOSA, C.; OLIVEIRA, J. Relato de um novo caso de Lagochilascariase humana procedente do Sul do Pará. *Rev. Patol. Trop.*, Goiânia, v. 27, n. 1, p. 71-76, jan-jun.1998.

PAVIOLO, A.J. Densidad de yaguareté (*Panthera onca*) en la selva Paranaense: su relación con la disponibilidad de presas, presión de caza y coexistencia con el puma (*Puma concolor*). *Mastozool. neotrop.* v. 17, n. 2, p. 397-398, 2010.

PESSINO, M. E.M. *et al.* Respuesta a largo plazo del puma (*Puma concolor*) a una declinación poblacional de la vizcacha (*Lagostomus maximus*) en el desierto del Monte, Argentina. *Ecol. austral*, v. 11, n. 2, p. 61-67, 2001.

PRADO, Denise Mello Do *et al.* Dieta e Relação de Abundância de *Panthera Onca* e *Puma Concolor* com suas Espécies-Presa na Amazônia Central. 2010.

PAWAN J.L. Another case of infection with *Lagochilascaris minor*, Leiper, 1909. *Ann Trop. Med. Parasitol.* v.21, n.1, p.45-46, 1927.

- PAWAN J.L. A case of infection with *Lagochilascaris minor*, Leiper, 1909. *Ann Trop. Med. Parasitol.* v.20, n.2, p.201-202, 1926.
- PINHEIRO, M.J.P; ANDRADE, S.M.; CUNHA, J.N. Preservação e exploração de animais silvestres nativos: preá, cutia e mocó. *Caatinga*, v.6, p.28-40, 1989.
- RAU, J. *et al.* Dieta de *Felis concolor* (Carnivora: Felidae) en áreas silvestres protegidas del sur de Chile. *Rev. Chil. Hist. Nat.*, v. 64, p. 139-144, 1991.
- REIS, R. A. *et al.* *Lagochilascaris minor* (Nematoda, Ascarididae) em gato doméstico: relato de caso. *Vet. Foco*, Canoas, v. 9, n. 1, p. 43-48, jul-dez. 2011.
- ROCHA, A. C. C. L. *Dieta de três espécies de carnívoros simpátricos no Parque Nacional Grande Sertão Veredas, MG e Ecologia e Comportamento do lobo-guará (Chrysocyon brachyurus, Illiger, 1985)*. 2008. Tese de Doutorado. M. Sc. Dissertation. Instituto de Ciências Biológicas, Universidade Federal de Minas Gerais.
- ROCHA, M.P.C. *et al.* Infecção no ouvido médio e mastóide por *Lagochilascaris minor* Leiper, 1909 (Nematoda, Ascarididae). Relato de um caso do sul do Estado do Pará, Amazônia, Brasil. *Hiléia méd.*, v.6, p. 3-14, 1984.
- ROCHA-MENDES, F. *et al.* Feeding ecology of carnivores (Mammalia, Carnivora) in Atlantic forest remnants, southern Brazil. *Biota neotrop.*, Campinas, v. 10, n. 4, p. 21-30, dez.2010.
- ROIG, J.L. *et al.* Otomastoiditis with right retroauricular fistula by *Lagochilascaris minor*. *Braz. J. Otorhinolaryngol.* v.76, n.3, p.407, 2010.
- ROSAS-ROSAS, O. C.; BENDER, L. C.; VALDEZ, R. Jaguar and puma predation on cattle calves in northeastern Sonora, Mexico. *Rangel. Ecol. Manag.*, v. 61, n. 5, p. 554-560, 2008.
- ROSEMBERG, S. *et al.* Fatal encephalopathy due to *Lagochilascaris minor* infection. *Am. J.Trop. Med. Hyg.*, v.35. p. 575-578, 1986.
- RUEDA, P. *et al.* Determination of the jaguar (*Panthera onca*) and puma (*Puma concolor*) diet in a tropical forest in San Luis Potosi, Mexico. *J. Appl. Anim. Res.*, v. 41, n. 4, p. 484-489, 2013.
- SANTOS, J. L. *et al.* High consumption of primates by pumas and ocelots in a remnant of the Brazilian Atlantic Forest. *Braz. J. Biol.*, v. 74, n. 3, p. 632-641, 2014.
- SANTOS, M.A.Q.; CAMPOS, D.M.B.; BARNABÉ, W. *Lagochilascaris minor* Leiper, 1909 em abscesso dentário em Goiânia. In: Congresso Brasileiro de Parasitologia. Resumos, Belo Horizonte, n. 6, p. 131, 1981.
- SCOGNAMILLO, Daniel *et al.* Coexistence of jaguar (*Panthera onca*) and puma (*Puma concolor*) in a mosaic landscape in the Venezuelan llanos. *J. Zool.*, v. 259, n. 3, p. 269-279, 2003.
- SILVA, M.K. *et al.* Parasitas gastrintestinais de cutias (*Dasyprocta leporina*). *Ciênc. anim. bras.*, v.9, n.1, p.128-1313, 2008.

SILVA-RODRÍGUEZ, Eduardo A. *et al.* Evaluating mortality sources for the Vulnerable *Pudu puda* in Chile: implications for the conservation of a threatened deer. *Oryx*, v. 44, n. 1, p. 97-103, 2010.

SILVEIRA, L. Ecologia comparada e conservação da onça-pintada (*Panthera onca*) e onça-parda (*Puma concolor*), no cerrado e pantanal. 235p. Tese (Doutorado em Biologia Animal) – Universidade de Brasília, DF, Goiás, 2004.

SKEWES, O. *et al.* El jabalí europeo (*Sus scrofa*): Un invasor biológico como presa reciente del puma (*Puma concolor*) en el sur de Chile. *Rev. Chil. Hist. Nat.*, v. 85, n. 2, p. 227-232, 2012.

SMITH, J.L. *et al.* 1983. Life cycle and development of *Lagochilascaris sprengi* (Nematoda: Ascarididae) from opossums (Marsupialia: Didelphidae) in Louisiana. *J. Parasitol.* v. 69, p. 736-745, 1983.

SOLLMANN, Rahel *et al.* Note on the diet of the jaguar in central Brazil. *Eur. J. Wildl. Res.*, v. 59, n. 3, p. 445-448, 2013.

SORIA-DÍAZ, Leroy *et al.* Functional responses of cougars (*Puma concolor*) in a multiple prey-species system. *Integr. Zool.*, v. 13, n. 1, p. 84-93, 2018.

SPRENT, J. F. A. Speciation and development in the genus *Lagochilascaris*. *Parasitology*, v. 62, n. 1, p. 71-112, 1971.

SUDRE, A. P.; UCHOA, F.; BRENER, B. Lagochilascariasis in a housecat and the potential risk for human disease. *Brazilian Journal of Infectious Diseases*, Salvador, v. 16, n. 1, p. 111-112, fev. 2012.

TABER, Andrew B. *et al.* The food habits of sympatric jaguar and puma in the Paraguayan Chaco. *Biotropica*, v. 29, n. 2, p. 204-213, 1997.

TIRELLI, F. P. *Análise comparativa de nichos tróficos de carnívoros (Mammalia, Carnívora) da região de Alta Floresta*. Mestrado (Mestrado em Biologia Animal). Mato Grosso. Universidade Federal do Rio Grande do Sul, 2010.

VARGAS-OCAMPO, F. & ALVARADO-ALEMAN, F.J. Infestation from *Lagochilascaris minor* in Mexico. *Int. j. dermatol.*, Indiana, v. 36, n. 1, p. 56-58, 1997.

VASCONCELOS, R. S.; KOVALESKI, D. F.; JUNIOR, Z. C. T. Doenças negligenciadas: revisão da literatura sobre as intervenções propostas. *Saúde transform. soc.*, v. 6, n. 2, p. 114-131, 2015.

VELOSO, M.G.P. *et al.* Lagochilascariase humana: sobre três casos encontrados no Distrito Federal, Brasil. *Rev. Inst. Med. Trop. de São Paulo*. v.34, p. 587-591, 1992.

VIDOLIN, G P. Aspectos bioecológicos de *Puma concolor* (Linnaeus, 1771), *Leopardus pardalis* (Linnaeus, 1758) e *Leopardus tigrinus* (Schreber, 1775) na reserva natural Salto Morato, Guaraqueçaba, Paraná, Brasil. 2004.

VIDOTTO, O. *et al.* Caso de *Lagochilascaris minor* em cão. In: Congresso da Sociedade Brasileira de Parasitologia. *Resumos*, Porto Alegre, v.7, p. 76, 1982.

VOLCÁN, G.S. *et al.* *Lagochilascaris minor* infection in Venezuela. Report of a case. *The Am. j. trop. med. hyg.*, v.31, n.6, p.1111-1113, abr. 1982.

WINCKEL, W.E., TREURNIET A.E. *Infestation with Lagochilascaris minor (Leiper) in man.* *Doc. Med. Geogr. Trop.*, v.8, n.1, p.23-28, 1956.

ZACARIOTTI, A.V. *Lagochilascaris minor Leiper, 1909: envolvimento do sistema nervoso central com comprometimento raquiano.* Monografia apresentada ao Instituto de Neurologia de Goiânia para conclusão do curso de Residência Médica em Neurocirurgia, Goiânia, 1996.

ZUNIGA, Alfredo H; MUNOZ-PEDREROS, Andrés. Hábitos alimentarios de Puma concolor (Carnivora, Felidae) en bosques fragmentados del sur de Chile. *Mastozool. neotrop.*, Mendoza, v. 21, n. 1, p. 157-161, jun. 2014.

APÊNDICE

Apêndice 1- Lista das principais publicações sobre a dieta de *Puma Concolor*, por autor e ano de publicação e contribuição, local do estudo, principais presas selvagens encontradas na alimentação do felídeo e simpatria com outros felídeos.

| Autor/Ano de publicação | Local | Principal(is) presa(s) | Principal(is) roedor(es)(presas) | Felídeo(s) em simpatria |
|-----------------------------------|--------------|---|--|---|
| Aranda & Sánchez-Cordero, 1996 | México | <i>Odocoileus virginianus</i> <i>Nasua narica</i> <i>Tayassu tajacu</i> <i>Dasypus novemcinctus</i> <i>Agouti paca</i> <i>Didelphis sp.</i> <i>Agriocharis ocellata</i> | <i>Agouti paca</i> | <i>Panthera onca</i> |
| Ávila-Nájera <i>et al.</i> , 2018 | México | <i>Pecari tajacu</i> <i>Odocoileus virginianus</i> <i>Nasua narica</i> <i>Ateles geoffroyi</i> <i>Mazama temama</i> <i>Dasypus novemcinctus</i> | - | <i>Panthera onca</i> |
| Azevedo, 2008 | Brasil | <i>Tayassu pecari</i> <i>Tayassu tajacu</i> <i>Mazama americana</i> <i>Mazama rufina</i> <i>Hydrochaeris hydrochaeris</i> <i>Agouti paca</i> <i>Sylvilagus brasiliensis</i> <i>Nasua nasua</i> <i>Dasypus novemcinctus</i> <i>Didelphis sp.</i> <i>Dasyprocta azarae</i> <i>Tupinambis teguixim</i> Pequenos roedores não identificados Pássaros não identificados | <i>Hydrochaeris hydrochaeris</i> <i>Agouti paca</i> <i>Dasyprocta azarae</i> | <i>Panthera onca</i> |
| Bilski, 2007 | Brasil | <i>Dasypus novemcinctus</i> | | - |
| Chinchilla, 1987 | Costa Rica | <i>Didelphis marsupialis</i> <i>Alouatta palliata</i> <i>Ateles geoffroyi</i> <i>Cebus capucinus</i> <i>Heteromys desmaretianus</i> <i>Dasyprocta punctata</i> <i>Proechimys semispinosus</i> <i>Tilomys watsoni</i> <i>Mazama americana</i> <i>Iguana iguana</i> | <i>Heteromys desmaretianus</i> <i>Dasyprocta punctata</i> <i>Proechimys semispinosus</i> <i>Tilomys watsoni</i> | <i>Felis pardalis</i> , <i>Panthera onca</i> |
| Ciocheti, 2007 | Brasil | <i>Dasypu, sp.</i> <i>Myrmecophaga tridactyla</i> <i>Hydrochaeris hydrochaeris</i> <i>Chrysocyon brachyurus</i> | | <i>L. pardalis</i> |
| Crawshaw & Quigley, 2002 | Brasil | <i>Hydrochaeris hydrochaeris</i> <i>Mazama gouazoubira</i> <i>Mazama americana</i> <i>Dasypus novemcinctus</i> <i>Rhea americana</i> | <i>Hydrochaeris hydrochaeris</i> | <i>Panthera onca</i> |

| | | | | |
|--------------------------------|-----------|--|--|--|
| Czarnobai, 2012 | Brasil | <i>Pecari tajacu</i> <i>Mazama gouazoubira</i> <i>Mazama americana</i> <i>Cuniculus paca</i> <i>Dasyprocta azarae</i> | <i>Cuniculus paca</i> <i>Dasyprocta azarae</i> | <i>L. pardalis</i> <i>L. tigrinus</i> <i>L. wiedii</i> <i>Puma</i> <i>yagouaroundi</i> |
| De La Torre & De La Riva, 2009 | México | <i>Odocoileus virginianus</i> <i>Tayassu tajacu</i> <i>Procyon lotor</i> <i>Mephitis macroura</i> <i>Didelphis virginiana</i> <i>Canis latrans</i> <i>Mellagris gallopavo</i> <i>Urocyon cinereoargenteus</i> <i>Bassariscus astutus</i> Esquilos não identificados Pássaros não identificados | | - |
| Emmons, 1987 | Peru | <i>Dasyprocta variegata</i> <i>Proechimys spp.</i> <i>Agouti paca</i> Morcegos não identificados Cobras não identificadas | <i>Dasyprocta variegata</i> <i>Proechimys spp.</i> <i>Agouti paca</i> | <i>Leopardus pardalis</i> <i>Panthera onca</i> |
| Fernández & Baldi, 2014 | Argentina | <i>Lama guanicoe</i> <i>Ovis aries</i> <i>Zaedyus pichiy</i> <i>Chaetophractus villosus</i> <i>Lepus europaeus</i> <i>Leopardus geoffroyi</i> <i>Lycalopex gymnocercus</i> <i>Conepatus chinga</i> <i>Dolichotis patagonum</i> <i>Graomys griseoflavus</i> <i>Ctenomys sp.</i> <i>Microcavia australis</i> <i>Akodon iniscatus</i> <i>Mus musculus</i> <i>Eligmodontia typus</i> <i>Thylamys pallidior</i> <i>Histiopus sp.</i> Roedores no identificados | Roedores no identificados <i>Dolichotis patagonum</i> <i>Graomys griseoflavus</i> <i>Ctenomys sp.</i> <i>Microcavia australis</i> <i>Akodon iniscatus</i> <i>Mus musculus</i> <i>Eligmodontia typus</i> | - |
| Foster <i>et al.</i> , 2010 | Belize | <i>Odocoileus virginianus</i> <i>Tayassu pecari</i> <i>Mazama americana</i> <i>Pecari tajacu</i> <i>Ovis aries</i> <i>Agouti paca</i> <i>Dasypus novemcinctus</i> <i>Iguana Iguana</i> <i>Nasua narica</i> <i>Coendou mexicanus</i> | <i>Agouti paca</i> <i>Dasypus novemcinctus</i> <i>Coendou mexicanus</i> | <i>Panthera onca</i> |
| Franklin <i>et al.</i> , 1999 | Chile | <i>Lepus europaeus</i> <i>Lama guanicoe</i> <i>Chloephaga picta</i> <i>Rhea pennata</i> Roedores | Roedores | - |

| | | | | |
|---|----------------------------------|--|--|----------------------|
| Gheler-Costa <i>et al.</i> , 2018 | Brasil | <i>Aves</i> <i>Necomys lasiurus</i> <i>Oligoryzomys spp.</i> <i>Didelphis albiventris</i> <i>Dasypus novemcinctus</i> <i>Monodelphis spp.</i> <i>Gracilinanus microtarsus</i> <i>Cabassous tatouay</i> <i>Cavia aperea</i> <i>Calomys tener</i> <i>Mazama spp.</i> <i>Dasyprocta azarae</i> | <i>Necomys lasiurus</i> <i>Oligoryzomys spp.</i> <i>Cavia aperea</i> <i>Calomys tener</i> <i>Dasyprocta azarae</i> | - |
| Gómez-Ortiz <i>et al.</i> , 2011 | México | <i>Urocyon cinereoargenteus</i> <i>Nasua narica</i> <i>Procyon lotor</i> <i>Bassariscus astutus</i> <i>Conepatus leuconotus</i> <i>Mustela frenata</i> <i>Spilogale putorius</i> <i>Mephitis macroura</i> <i>Sylvilagus cunicularius</i> <i>Sylvilagus floridanus</i> <i>Sciurus aureogaster</i> <i>Spermophilus variegatus</i> <i>Didelphis virginiana</i> <i>Dasypus novemcinctus</i> <i>Odocoileus virginianus</i> <i>Ortalis poliocephala</i> <i>Kinosternon integrum</i> Pássaros não identificados Mamíferos não identificados | <i>Sciurus aureogaster</i> <i>Spermophilus variegatus</i> | - |
| Hernández, 2008 | México, Guatemala e Belize | <i>Odocoileus virginianus</i> <i>Mazama temama</i> <i>Mazama pandora</i> <i>Cuniculus paca</i> <i>Dasyprocta punctata</i> <i>Meleagris ocellata</i> <i>Crax rubra</i> <i>Tayassu pecari</i> <i>Dasypus novemcinctus</i> | <i>Cuniculus paca</i> <i>Dasyprocta punctata</i> | <i>Panthera onca</i> |
| Hernández-Guzmán <i>et al.</i> , 2011 | México | <i>Pudu mephistophiles</i> <i>Mazama rufina</i> Veado não identificado <i>Nasuella olivácea</i> <i>Sylvilagus brasiliensis</i> <i>Nothocercus julius</i> | | - |
| Hernández-Saintmartín, <i>et al.</i> , 2015 | México | <i>Canis latrans</i> <i>Conepatus sp.</i> <i>Crax rubra</i> <i>Mazama temama</i> <i>Nasua narica</i> <i>Odocoileus virginianus</i> <i>Ortalis vetula</i> <i>Pecari tajacu</i> <i>Procyon lotor</i> | | <i>Panthera onca</i> |

| | | | |
|--|------------|--|---|
| Hernández-SaintMartín <i>et al.</i> , 2013 | México | <i>Sylvilagus sp.</i> <i>Urocyon cinereoargenteus</i> <i>Sylvilagus sp.</i> <i>Crax rubra</i> <i>Ortalis vetula</i> <i>Pecari tajacu</i> <i>Nasua narica</i> <i>Odocoileus virginianus</i> <i>Urocyon cinereoargenteus</i> | <i>Panthera onca</i> |
| Iriarte <i>et al.</i> , 1991 | Chile | <i>Lama guanicoe</i> <i>Ovis aires</i> <i>Pseudalopex culpaeus</i> <i>Conepatus humboldti</i> <i>Lepus capensis</i> <i>Auliscomys micropus</i> <i>Phyllotis darwini</i> <i>Reithrodon physodes</i> Roedores não identificados <i>Chloephaga picta</i> <i>Pterocnemia pennata</i> Pássaros não identificados | - |
| Juraszek, 2014 | Brasil | <i>C. prehensilis</i> <i>Lutreolina crassicaudata</i> <i>Micoureus demerarae</i> <i>Monodelphis iheringi</i> <i>Monodelphis sorex</i> | <i>L. tigrinus</i> <i>L. wiedii</i> <i>pardalis</i> <i>H.</i> <i>yagouaroundi</i> |
| Laundré <i>et al.</i> , 2009 | México | <i>Odocoileus hemionus</i> <i>Tayassu tajacu</i> | - |
| Leite, 2000 | Brasil | <i>Dasyopus novemcinctus</i> | <i>Panthera onca</i> |
| Leite & Galvão, 2002 | Brasil | <i>Dasyopus spp.</i> | <i>Panthera onca</i> |
| Magezi, 2013 | Brasil | <i>Tayassu tajacu</i> | |
| Martins <i>et al.</i> , 2008 | Brasil | <i>Cabassous tatouay</i> | <i>Panthera onca</i> <i>Leopardus</i> <i>pardalis</i> |
| Monroy-Vilchis, et al, 2009 | México | <i>Dasyopus novemcinctus</i> | - |
| Moreno, 2008 | Panamá | <i>Pecari tajacu</i> | <i>Panthera onca</i> |
| Moreno <i>et al.</i> , 2006 | Panamá | <i>Dasyprocta punctata</i> | <i>Leopardus</i> <i>pardalis</i> |
| Nakano, 2006 | Brasil | <i>Dasyprocta sp.</i> | <i>L. pardalis</i> , <i>Leopardus sp.</i> <i>Panthera onca</i> |
| Novack <i>et al.</i> , 2005 | Guatemala | <i>Dasyprocta punctata</i> | <i>Panthera onca</i> |
| Núñez <i>et al.</i> , 2002 | México | <i>Odocoileus virginianus</i> | <i>Panthera onca</i> |
| Oliveira, 2002 | Neotrópico | veado | <i>Panthera onca</i> |
| Pacheco <i>et al.</i> , 2004 | Bolívia | <i>Vicugna vicugna</i> | - |

| | | | |
|--------------------------------------|-----------|--|---|
| Paviolo, 2010 | Brasil | <i>Pecari tajacu</i> | <i>Panthera onca</i> |
| Pessino <i>et al.</i> , 2001 | Argentina | <i>Lagostomus maximus</i> | - |
| Prado, 2010 | Brasil | <i>Choloepus didactylus</i> | <i>Panthera onca</i> |
| Rau <i>et al.</i> , 1991 | Chile | <i>Lepus europaeus</i> | - |
| Rocha-Mendes, 2000 | Brasil | Roedores | <i>L. pardalis</i> <i>L. tigrinus</i> <i>L. wiedii</i> <i>P.</i> <i>yagouarouandi</i> |
| Rocha, 2008 | Brasil | <i>Mazama</i> e <i>Tayassu tajacu</i> | - |
| Rocha, 2008 | Brasil | <i>Pecari tajacu</i> , <i>Cerdocyon thous</i> | - |
| Rosas-Rosas <i>et al.</i> , 2008 | México | <i>Odocoileus virginianus</i> | <i>Panthera onca</i> |
| Rueda <i>et al.</i> , 2013 | México | <i>Pecari tajacu</i> | <i>Panthera onca</i> |
| Santos <i>et al.</i> , 2014 | Brasil | <i>Brachyteles hypoxanthus</i> | <i>Leopardus pardalis</i> |
| Scognamillo <i>et al.</i> , 2003 | Venezuela | <i>Hydrochaeris hydrochaeris</i> | <i>Panthera onca</i> |
| Silva-Rodríguez <i>et al.</i> , 2010 | Chile | <i>Pudu pudu</i> | - |
| Silveira, 2004 | Brasil | <i>Tayassu pecari</i> | <i>Panthera onca</i> |
| Soria-Díaz, <i>et al.</i> , 2018 | México | <i>Dasypus novemcinctus</i> | - |
| Swekes <i>et al.</i> , 2012 | Chile | Pequenos mamíferos e <i>Lepus europaeus</i> | - |
| Taber <i>et al.</i> , 1997 | Paraguai | Roedores e coelhos não identificados | <i>Panthera onca</i> |
| Tirelli, 2010 | Brasil | <i>Dasypus sp.</i> , <i>Cuniculus paca</i> | <i>L. pardalis</i> <i>P. onca</i> <i>P.</i> <i>yagouarouandi</i> |
| Vidolin, 2004 | Brasil | <i>Tubinambis merianae</i> <i>Pecari tajacu</i> <i>Dasypus sp.</i> <i>M. Tetradactyla</i> | <i>Leopardus tigrinus</i> <i>Leopardus pardalis</i> |
| Zuniga & Muñoz-Pedreras, 2014 | Chile | <i>Pudu puda</i> | - |

Fonte: Autora