

**UNIVERSIDADE FEDERAL DE JUIZ DE FORA
INSTITUTO DE CIÊNCIAS BIOLÓGICAS
CIÊNCIAS BIOLÓGICAS**

Marcelle Alves Lima

**Descrição morfológica de ovos e larvas de parasitos em *Lontra longicaudis*
(Olfers, 1818) no Córrego Bom Jardim, Bacia Hidrográfica do Rio Itabapoana,
Rio de Janeiro, Brasil.**

Juiz de Fora, Minas Gerais

2026

Marcelle Alves Lima

**Descrição morfológica de ovos e larvas de parasitos em *Lontra longicaudis*
(Olfers, 1818) no Córrego Bom Jardim, Bacia Hidrográfica do Rio Itabapoana,
Rio de Janeiro, Brasil**

Trabalho de conclusão de curso
apresentado à Faculdade de Ciências
Biológicas da Universidade Federal de
Juiz de Fora (UFJF) como requisito
parcial à obtenção do bacharelado em
Ciências Biológicas.

Orientadora: Profa. Dra. Sueli de Souza Lima

Juiz de Fora

2026

Marcelle Alves de Lima

Título: Descrição morfológica de ovos e larvas de parasitos em *Lontra longicaudis* no Córrego Bom Jardim, Bacia Hidrográfica do Rio Itabapoana (RJ)

Monografia apresentada à Faculdade de Ciências Biológicas da Universidade Federal de Juiz de Fora como requisito parcial à obtenção de Bacharelado em Ciências Biológicas

Aprovada em 20 de Julho de 2026

BANCA EXAMINADORA

Documento assinado digitalmente
 **SUELI DE SOUZA LIMA**
Data: 04/08/2026 19:40:46-0300
Verifique em <https://validar.iti.gov.br>

Dra Sueli de Souza Lima - Orientador
Universidade Federal de Juiz de Fora

Documento assinado digitalmente
 **FABIANO MATOS VIEIRA**
Data: 06/08/2026 11:45:05-0300
Verifique em <https://validar.iti.gov.br>

Dr. FabianoMatos Vieira
Universidade do Vale de São Francisco

Documento assinado digitalmente
 **ALLAN DE JESUS MENDONÇA SEVERINO**
Data: 06/08/2026 13:36:03-0300
Verifique em <https://validar.iti.gov.br>

Ms Allan de Jesus Mendonça Severino
Doutorando da UFMG

Ficha catalográfica elaborada através do programa de geração automática da Biblioteca Universitária da UFJF, com os dados fornecidos pelo(a) autor(a)

Alves Lima , Marcelle.

Descrição morfológica de ovos e larvas de parasitos em Lontras longicaudis (Olfers,1818) : no córrego bom jardim, bacia hidrográfica do rio Itabapoana , rio de janeiro, Brasil / Marcelle Alves Lima . -- 2026.

47 p. : il.

Orientadora: Sueli de Souza Lima

Coorientador: - -

Trabalho de Conclusão de Curso (graduação) - Universidade Federal de Juiz de Fora, Instituto de Ciências Biológicas, 2026.

1. Lontra longicaudis . 2. Parasitos intestinais . 3. Coproparasitologia . 4. Sedimentação espontânea . 5. Rio Itabapoana . I. Souza Lima , Sueli de , orient. II. -, -, coorient. III. Título.

Dedico este trabalho à minha mãe e à
minha irmã, que sempre apoiaram e me
inspiraram a continuar...

AGRADECIMENTOS

Agradeço pela oportunidade de concluir esta etapa tão importante da minha trajetória e, acima de tudo, a Deus por me guiar e por me manter em Juiz de Fora durante todos esses anos. Agradeço imensamente à minha orientadora: desde o primeiro momento em que nos conhecemos, sempre me apoiou em todos os projetos que eu quis idealizar, ao mesmo tempo em que transformou o laboratório em um verdadeiro lar, um espaço onde todos podiam conversar, compartilhar ideias e trabalhar com aquilo que realmente amavam. Agradeço também à minha família, que sempre esteve ao meu lado, ajudando e apoiando em cada necessidade, especialmente por me permitir estudar com tranquilidade, sem me preocupar com os custos dessa jornada. Agradeço aos meus amigos, que, ao longo desses cinco anos, tornaram cada dia mais leve, feliz e divertido. Por todas as comemorações de aniversário no Restaurante Universitário e pelos piqueniques na Praça Cívica. Um agradecimento especial aos meus amigos de laboratório: Renato, Gabriela, Thaíse, Karime, Felipe e o mais recente integrante, Eljayder. Obrigada pela ajuda essencial no desenvolvimento deste trabalho, pelas sugestões e críticas que melhoraram o estudo, e também por toda a comida e café que dividimos ao longo desses anos. Agradeço a mim mesma por nunca ter desistido do sonho de cursar uma universidade federal, nem de estudar até às duas horas da madrugada para garantir uma boa nota nas provas. E, por fim, agradeço imensamente ao meu namorado por todo o carinho nesses últimos dias de redação do TCC, especialmente por me acalmar e me socorrer sempre que pensei que tudo estava dando errado.

RESUMO

As amostras fecais estudadas de lontras (*Lontra longicaudis* Olfers, 1818) foram coletadas na Bacia hidrográfica do Rio Itabapoana em um afluente do médio rio na margem fluminense. Este afluente chama-se Córrego Bom Jardim e essas coletas foram realizadas em um trecho de aproximadamente 1 km entre os dois pontos. Esse córrego é localizado no município de Bom Jesus do Itabapoana-RJ. O estudo teve como objetivo realizar a descrição dos parasitos intestinais presentes nas amostras fecais de *L. longicaudis*, avaliando sua ocorrência e as possíveis relações com os hábitos da espécie. Para o processamento das amostras fecais e posteriormente a análise individual em laboratório, foram empregadas as metodologias qualitativas rotineiras da coproparasitologia. As análises fundamentaram-se no uso da técnica de Willis e do método de sedimentação espontânea. Obtivemos 61 amostras coletadas no córrego Bom Jardim, sendo 8 amostras macroscópicas e 53 amostras de fezes. Com isso, 23 apresentaram possíveis formas parasitárias (oocistos, ovos ou larvas de helmintos). Desse total, 15 foram selecionadas, tendo em vista características parasitárias. E assim, os resultados foram utilizados para a descrição morfológica e foram descritos morfolologicamente 14 larvas, 10 ovos e 1 oocisto. A ocorrência de formas parasitárias observadas nas amostras reforça a relevância da descrição morfológica para o estudo e os registros em *L. longicaudis*.

Palavras-chave: *Lontra longicaudis*; Parasitos intestinais; Coproparasitologia; Sedimentação espontânea; Rio Itabapoana

ABSTRACT

Studied fecal samples from neotropical otters (*Lontra longicaudis* Olfers, 1818) were collected in the Itabapoana River Hydrographic Basin, on a tributary of the middle stretch of the river, along the Rio de Janeiro state bank. This tributary is called the Bom Jardim stream, and collections were carried out over an approximately 1 km stretch between two sampling points; the stream is located in the municipality of Bom Jesus do Itabapoana, Rio de Janeiro state, Brazil. The study aimed to describe the intestinal parasites present in fecal samples of *L. longicaudis*, assessing their occurrence and potential associations with the species' habits. For processing the fecal samples and subsequent individual laboratory analysis, routine qualitative coproparasitological methodologies were applied. Analyses were based on the Willis flotation technique and the spontaneous sedimentation method. A total of 61 samples were collected from the Bom Jardim stream: 8 macroscopic samples and 53 fecal specimens. Of these, 23 showed potential parasitic forms (oocysts, helminth eggs, or larvae). From this set, 15 samples were selected based on clear parasitic morphological characteristics. The selected samples were used for morphological description, in which 14 larvae, 10 eggs, and 1 oocyst were characterized. The detection of parasitic forms in the analyzed samples reinforces the relevance of morphological description for the study and reliable recording of these parasites in *L. longicaudis*.

Keywords: *Lontra longicaudis*; Intestinal parasites; Coproparasitology; Spontaneous sedimentation; Itabapoana River Hydrographic Basin.

LISTA DE TABELAS

Tabela 1	– Amostras fecais de <i>Lontra longicaudis</i> : locais, coleta e resultados.....	19
Tabela 2	– Amostras de animais preservados em via úmida coletadas das fezes de <i>Lontra longicaudis</i>	20

LISTA DE FIGURAS

Figura 1	– Área de estudo, Bom Jesus do Itabapoana/RJ.....	15
Figura 2	– Pontos de referência geográfica, Bom Jesus do Itabapoana/RJ.....	16
Figura 3	– Trajeto hipotético entre os pontos de coleta de dados, Bom Jesus do Itabapoana/RJ.....	17
Figura 4	– Formas parasitárias encontradas em amostras fecais de <i>Lontras longicaudis</i>	27
Figura 5	– Formas parasitárias encontradas em amostras fecais de <i>Lontras longicaudis</i>	28
Figura 6	– Formas parasitárias encontradas em amostras fecais de <i>Lontras longicaudis</i>	29
Figura 7	– Ovos e um larvado.....	30
Figura 8	– Larva tipo 1	31
Figura 9	– Larva tipo 2.....	31
Figura 10	– Larva tipo 3.....	32
Figura 11	– Larva tipo 4.....	33
Figura 12	– Larva tipo 5.....	33
Figura 13	– Larva tipo 6, com detalhe na cauda bifurcada.....	34
Figura 14	– Larva tipo 7.....	35
Figura 15	– Larva tipo 6.1, com detalhe na cauda bifurcada.....	36

Figura 16	– Larva tipo 8.....	37
Figura 17	– Larva tipo 9.....	38
Figura 18	– Larva tipo 10.....	39
Figura 19	– Larva tipo 11.....	40
Figura 20	– Larva tipo 12.....	41
Figura 21	– Larva tipo 13	42

SUMÁRIO

1	INTRODUÇÃO	12
2	MATERIAIS E MÉTODOS.....	14
2.1	ÁREA DE ESTUDO.....	14
2.2	COLETA DAS AMOSTRAS.....	15
2.3	PROCESSAMENTO E ANÁLISES.....	17
3	RESULTADOS.....	18
4	DISCUSSÃO	41
5	CONCLUSÃO.....	42
6	REFERÊNCIAS	43

1 INTRODUÇÃO

Com aproximadamente 4.875 km² de área de drenagem e 18 municípios em sua abrangência, a Bacia Hidrográfica do Rio Itabapoana delimita uma fronteira interestadual estratégica entre Minas Gerais, Espírito Santo e Rio de Janeiro. No interior desta bacia, o trecho médio do rio, na margem fluminense, abrigam-se remanescentes populacionais de *Lontra longicaudis*, infelizmente as informações sobre densidade e tamanho dessas populações são inexistentes.

A espécie *Lontra longicaudis* (Olfers,1818), também conhecida como lontra neotropical, é um mamífero da ordem Carnivora, da família Mustelidae (WILSON,2005); pertence à subfamília *Lutrinae* junto com outras 12 espécies de lontras. A *L. longicaudis* possui uma vasta distribuição na região neotropical; essa espécie reside em ambientes com corpos de água doce, como lagos, rios, riachos e água salgada, como , lagunas e enseadas (LEUCHTENBERGER et al., 2013; PARDINI, 1998). No Brasil, essa lontra é encontrada em biomas do Cerrado, da Mata Atlântica, do Pantanal e da Amazônia (PAGLIA et al., 2012; NOWAK, 1999; EMMONS et al., 1998).

As lontras constituem excelentes bioindicadores do nível de conservação dos ambientes aquáticos em que se estabelecem. Essa característica está relacionada à sua posição como predadores de topo na cadeia alimentar, de modo que sua presença reflete, de forma integrada, as condições de toda a teia trófica e da qualidade do meio. Por serem espécies diretamente dependentes de águas limpas, de margens conservadas e de disponibilidade de presas, a ocorrência e a permanência das lontras em uma área indicam que o ambiente mantém suas características ecológicas essenciais. Em sentido contrário, a sensibilidade desses animais à poluição, ao assoreamento e a outras alterações ambientais faz com que seu desaparecimento seja, frequentemente, um dos primeiros sinais de degradação do ecossistema. Dessa forma, a presença da espécie representa mais do que a existência de condições para sua própria sobrevivência, funciona como um indicador vivo e confiável da saúde geral do ambiente, refletindo a qualidade da água, a integridade das margens, a abundância de recursos alimentares e o menor grau de perturbação humana. Nesse contexto, o monitoramento da lontra constitui

também uma estratégia eficiente para avaliar o estado de conservação dos sistemas aquáticos.(UCHÔA et al., 2004).

As lontras são animais diurnos em algumas regiões e noturnos em outras; possuem o hábito solitário, exceto no período de acasalamento, quando o macho permanece com a fêmea e no cuidado da parceira. A reprodução ocorrerá no período de primavera com um período de gestação de dois meses, variando de um a cinco filhotes e alcançando a maturidade sexual em torno de dois a três anos (BERTONATTI & PARERA, 1994). Em determinadas localidades, *L. neotropical* vive em simpatria com a ariranha, *Pteronura brasiliensis* (Gmelin, 1788) (LARIVIÈRE, 1999; MUANIS & OLIVEIRA, 2011). Essa interação aparentemente é suportada por conta das diferenças morfológicas e comportamentais entre as duas espécies, além de capturarem presas distintas e terem tamanhos diferentes; as ariranhas habitam rios mais largos e as lontras ficam em afluentes e pequenos cursos de água (SCHWEIZER, 1992). Para fugir de predadores, esses animais se escondem criando tocas nas margens dos rios e costumam depositar as suas fezes e mucos das glândulas anais em locais elevados como rochas e troncos (FONTANA, 2003).

Sua dieta é composta preferencialmente por peixes, seguida por crustáceos, aves, répteis e pequenos mamíferos (Carvalho Junior et al, 2006; Quadros & Monteiro-Filho, 2001), sendo um predador especialista e com uma preferência por organismos aquáticos de fácil captura (JOSÉ & ANDRADE 1997, PARDINI 1998, GORI et al. 2003). Temos um dos principais alimentos ingeridos pelas lontras, o peixe alóctone invasor *Hoplosternum littorale* (Hancock, 1828), mais conhecido como tamboatá, sendo este altamente parasitado por alguns protozoários branquiais e metazoários, helmintos e nematódeos (Torres et al., 2004).

Embora os dados disponíveis sobre o tamanho populacional e a densidade da espécie ainda sejam escassos, as evidências existentes já apontavam para um declínio das populações de *L. longicaudis*. (TRUJILLO & ARCILA, 2006). Atualmente é uma espécie considerada como quase ameaçada de extinção devido à redução da mata ciliar, poluição nos rios e caça ilegal (RHEINGANTZ et al., 2015). Esses fatores resultam nas interações entre animais selvagens e domésticos. Devido à proximidade, animais silvestres estão sujeitos a doenças infecciosas provenientes de animais domésticos, e o inverso também se aplica. As lontras

demonstram sensibilidade a infecções e infestações causadas por diversos parasitos, bactérias e vírus oriundos de animais domésticos, com registros que incluem a cinomose (THOMAS et al., 2020) e a enterite parvoviral canina (ECHENIQUE et al., 2018).

Tendo em vista o tipo de alimentação das lontras e as infecções parasitárias observadas normalmente em sua seletividade por organismos aquáticos, os registros de infecções parasitárias em presas, como os peixes e moluscos, como exemplificado pelo tamboatá, *Hoplosternum littorale* (Hancock, 1828), podemos considerar que adquirem esses parasitos através da cadeia trófica. Nesse sentido, acredita-se que a composição da sua dieta desempenha um papel significativo em relação à comunidade parasitária que vai atingir as lontras, refletindo na intensidade de parasitos encontrados em suas populações. Diante disso, o objetivo deste trabalho é descrever a composição da comunidade parasitária de *Lontra longicaudis* presente na bacia do Córrego do Bom Jardim.

2 METODOLOGIA

2.1 Área de estudo

O estudo foi realizado no trecho do Córrego do Bom Jardim, afluente da margem fluminense do médio Rio Itabapoana, no município de Bom Jesus do Itabapoana - RJ. Sendo uma região com uma paisagem dominada por matriz pastoril bastante degradada, com gado acessando o leito do córrego livremente, e com diversas propriedades rurais e acesso de cães e gatos domésticos.

Ao longo de praticamente toda a extensão do córrego, temos a presença de mata ciliar relativamente bem conservada, contudo, na porção inicial, nas proximidades da ponte, essa cobertura vegetal é interrompida, evidenciando uma área de descontinuidade



Figura 1 – Área de estudo, Bom Jesus do Itabapoana/RJ. Fonte: Google Earth, 27 jun. 2026. Escala: 1:2.500 (barra gráfica = 200 m) .

2.2 Coleta das Amostras

As amostras coletadas foram feitas pelo pesquisador Lênim Faber Lopes em um trecho de aproximadamente 1 km do afluente do Bom Jardim, cujas coordenadas de delimitação são 21° 10' 49,02" S, 41° 40' 36,44" O e 21°10'27,11" S, 41°40' 22,18" O. Esse período de coleta durou cerca de 1 ano, com início no mês de fevereiro de 2020 e término em março de 2021, resultando na coleta de 61 amostras fecais obtidas em diferentes substratos ao longo do trecho, incluindo talude, rocha, ponte, banco de areia e afloramento rochoso.

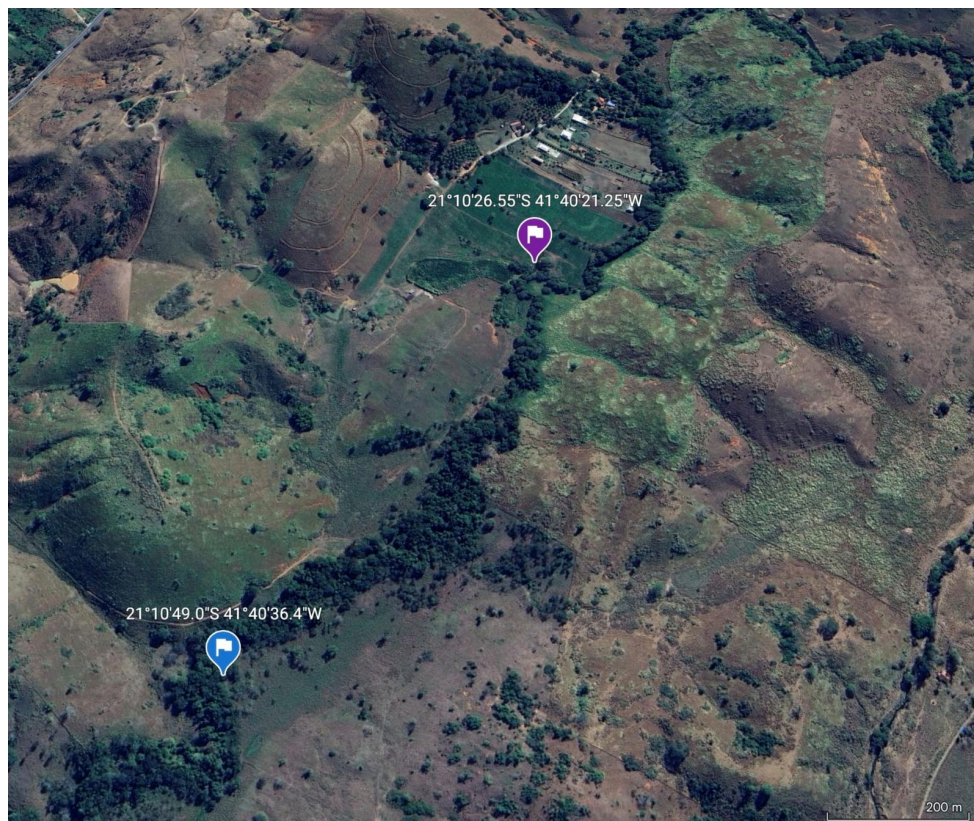


Figura 2 – Pontos de referência geográfica, Bom Jesus do Itabapoana/RJ. Fonte: Google Earth, 27 jun. 2026. Escala: 1:2.500 (barra gráfica = 200 m).

Sendo as primeiras 8 amostras contendo animais preservados em via úmida e as outras 53 de fezes, esses animais preservados foram encontrados no meio das fezes das lontras e coletados para análises. A quantidade de amostras coletadas variou de acordo com os meses, conforme o número de amostras fecais encontradas no trecho da área de estudo. Após a coleta, as amostras foram acondicionadas em potes-coletores contendo conservantes, com o objetivo de preservar suas características até o processamento, sendo essas amostras colocadas em uma caixa de plástico para o envio ao laboratório. Em seguida, cada amostra foi identificada por meio de etiquetas contendo o ponto de coleta, a data e um código numérico, garantindo sua correta identificação e a rastreabilidade do respectivo local de coleta.



Figura 3 – Trajeto hipotético entre os pontos de coleta de dados, Bom Jesus do Itabapoana/RJ. Fonte: Google Earth, 27 jun. 2026. Escala: 1:2.500 (barra gráfica = 200 m).

2.3 Análise das amostras fecais

As amostras foram enviadas para o processamento no Laboratório de Taxonomia e Ecologia de Helmintos Odile Bain, Departamento de Zoologia (ICB, UFJF). Para a detecção das formas parasitárias presentes nas fezes, foram utilizados dois métodos parasitológicos para identificação, sedimentação espontânea (HOFFMAN et al., 1934) e flutuação (WILLIS, 1921). A sedimentação espontânea, conhecida também por método de Lutz ou HPJ (HOFFMAN, PONS e JANER, 1934), é um método eficaz na detecção de ovos e larvas de helmintos, cistos e oocistos de protozoários. O método de flutuação utiliza a diferença de densidade para separar e concentrar ovos leves de helmintos e cistos de protozoários nas fezes, fazendo-os flutuar até a superfície para facilitar a visualização no microscópio. A utilização de diferentes métodos diagnósticos é importante para que aumente a sensibilidade do diagnóstico das formas parasitárias.. As amostras fecais foram submetidas a um

período de 2 a 3 horas de sedimentação, seguido de 30 a 40 minutos de flutuação pelo método de Willis.

As amostras positivas, com larvas ou ovos/oocistos, foram separadas para registros fotográficos. As imagens foram obtidas em microscópio de contraste de interferência diferencial (DIC) BX51TF, acoplado à câmera digital Olympus DP74 e ao software CellSens Standard v. 4.2, e posteriormente empregadas na descrição morfológica de cada parasito encontrado. A seleção das imagens correspondentes a larvas parasitárias ou ovos/oocistos, além de nematoides de vida livre observados. Sendo apenas as formas parasitárias utilizadas para descrição morfológica.

Posteriormente, o uso do software do ImageJ para a realização de medições de cada forma parasitária identificada, enquanto o software Zeiss Zen foi utilizado para empregar escalas.

3 RESULTADOS

Com a coleta de 61 amostras no período de fevereiro/2020 a março/2021 no afluente do Bom Jardim (Tabela 1), em que, em cada mês, ocorreu uma variação de 3 a 13 amostras. Do total de amostras coletadas, 23 (43%) foram positivas para formas parasitárias, com a presença de oocistos, ovos e/ou larvas de helmintos. Entretanto, apenas 15 amostras foram utilizadas para descrição morfológica, devido à qualidade das larvas. Foram selecionadas somente aquelas que permitiram a visualização nítida das regiões anteriores e posteriores, partes importantes para a caracterização morfológica. Desse modo, amostras que não apresentaram essas estruturas de maneira clara foram descartadas das análises descritivas.

Numeração das amostras	Código	Tipo de amostra	Ponto de Coleta	Resultados	Ovos/ocistos	OBS:
9	07/20	Fezes	AF, Rochoso	Negativo	--	Presença de anelídeos
10	05/20	Fezes	Banco de areia	Positivo	Ovo	
11	12/20	Fezes	Banco de areia	Negativo	--	
12	05/20	Fezes	Laje de pedra	Negativo	Larvas de vida livre	
13	03/21	Fezes	Banco de areia	Negativo	--	
14	03/21	Fezes	Rochas	Negativo	--	
15	02/21	Fezes	Banco de areia/Raizes	Negativo	--	
16	03/21	Fezes	Banco de areia/Raizes	Negativo	--	
17	03/21	Fezes	Banco de areia/Raizes	Positivo	Larvas	
18	02/21	Fezes	Talude de areia	Positivo	Larva e ovo	
19	03/21	Fezes	Banco de areia/Raizes	Positivo	Larva	
20	03/21	Fezes	Banco de areia/Raizes	Positivo	Larva	
21	02/21	Fezes	Talude arenoso	Negativo	--	
22	12/20	Fezes	Banco de areia	Negativo	--	
23	12/20	Fezes	Base da ponte	Positivo	Ovo	
24	12/20	Fezes	Areia/Raizes	Negativo	Larva de vida livre	
25	12/20	Fezes	Tronco de areia	Negativo	--	
26	12/20	Fezes	Banco de areia	Negativo	--	
27	06/20	Fezes	Banco de areia	Negativo	--	
28	08/20	Fezes	Banco de areia	Negativo	--	
29	09/20	Fezes	Talude de árvore/raiz	Positivo	Larva	
30	08/20	Fezes	Ponte	Positivo	Larva e ovo	
31	07/20	Fezes	Banco de areia	Positivo	Larva	
32	11/20	Fezes	Banco de areia	Negativo	--	
33	11/20	Fezes	Talude de árvore/raiz	Negativo	Larva de vida livre	
34	09/20	Fezes	Laje de pedra	Negativo	--	
35	07/20	Fezes	Talude de árvore	Positivo	Larva	
36	09/20	Fezes	Banco de areia	Positivo	Larvas, oocisto e ovo	
37	10/20	Fezes	Banco de areia	Negativo	--	
38	11/20	Fezes	Talude de areia/raiz	Positivo	Larva e ovos	
39	11/20	Fezes	Laje de pedra	Positivo	Larvas	
40	12/20	Fezes	Areia e raizes	Negativo	--	
41	09/20	Fezes	Ponte	Negativo	Larva de vida livre	
42	08/20	Fezes	Rochas	Positivo	Larva e ovo	
43	10/20	Fezes	Rochas	Positivo	Ovos, ovo larvado e larva	
44	12/20	Fezes	Areia e raizes	Negativo	Larva de vida livre	
45	07/20	Fezes	Banco de areia	Negativo	--	
46	05/20	Fezes	AF, Rochoso	Positivo	Ovo	
47	05/20	Fezes	Banco de areia	Negativo	--	
48	06/20	Fezes	Banco de areia	Negativo	--	
49	05/20	Fezes	Base de Pedra	Negativo	--	
50	06/20	Fezes	AF, Rochoso	Negativo	--	
51	12/20	Fezes	Banco de areia	Positivo	Larva	
52	08/20	Fezes	Talude de areia/raiz	Positivo	Larva	
53	12/20	Fezes	Rochas	Positivo	Larva	
54	10/20	Fezes	Ponte	Negativo	--	
55	10/20	Fezes	Talude de areia/raiz	Negativo	--	
56	12/20	Fezes	Raizes	Negativo	--	
57	12/20	Fezes	Talude de arenoso	Positivo	Larva	
58	10/20	Fezes	Talude de areia/raiz	Positivo	Larva	
59	11/20	Fezes	Talude de areia/raiz	Negativo	Larva de vida livre	
60	12/20	Fezes	Banco de areia	Positivo	Larva	
61	05/20	Fezes	Banco de areia	Positivo	Larva	

Tabela 1 – Amostras fecais de *Lontra longicaudis*: locais, coleta e resultados.

Das XXX amostras, 40 (75,5%) não apresentaram formas parasitárias. Em xxxx (xxxx%) das amostras, foram registrados anelídeos ou nematóides de vida livre, não configurando infecção parasitária. Além disso, a análise microscópica das amostras de numeração 1 a 8 apresentou ausência total de formas parasitárias, apenas a presença de oligoquetas, pertencentes à família Enchytraeidae.

Numeração das amostras	Código	Tipo de amostra	Ponto de Coleta	Resultados	OBS:
1	08/20 - 07	Oligoquetas	-	-	
2	01/21 - 04	Oligoquetas	-	-	
3	08/20 - 05	Oligoquetas	-	-	
4	08/20 - 08	Oligoquetas	-	-	
5	08/20 - 06	-	-	-	
6	05/20 - 02	-	-	-	
7	05/20 - 01	-	-	-	
8	05/20 - 04	-	-	-	

Tabela 2 – Amostras de animais preservados em via úmida coletadas das fezes de *Lontra longicaudis*

Quanto à distribuição espacial, o banco de areia destacou-se pelo maior número de exames positivos e pela presença de todas as formas parasitárias avaliadas. Em contrapartida, nas áreas de raízes e de talude, observou-se predominantemente a presença de larvas. No aspecto temporal, a positividade não se restringiu a uma época específica, distribuindo-se de maneira uniforme ao longo de todo o período de amostragem.

As formas parasitárias diagnosticadas não foram identificadas taxonomicamente e, para esse trabalho, foram nomeadas numericamente e descritas conforme as características observadas. A partir das análises, foram descritos diferentes morfotipos de formas parasitárias, incluindo ovos, oocistos e larvas, que foram observados em 15 amostras fecais distintas. A descrição morfológica foi realizada com base em características como a forma, diâmetro, conteúdo interno e outras formas observadas. As descrições a seguir se baseiam nas características morfológicas observadas ao microscópio e nas medidas obtidas no ImageJ.

Amostra 10

Ovo tipo 1: Ovo compatível com ovo de helminto, formato elíptico, comprimento de 36 μm e largura de 27 μm , parede bem definida com espessura de 2,8 μm , conteúdo interno granular ocupando grande parte do interior. (Figura 4C).

Amostra 17

Larva tipo 1: Larva de nematóide com comprimento de 342 μm e diâmetro de 18,8 μm . Apresenta uma dupla cutícula que reveste todo o corpo; a largura da região cefálica mede 16,5 μm e sua cavidade bucal é pequena, medindo cerca de 3 μm . É possível a observação de um esôfago filariforme com comprimento de 76 μm , em seguida, o intestino que se estende pelo corpo. Na região posterior vemos uma cauda pontiaguda, com o comprimento do ânus até a cauda de cerca de 45 μm . (Figura 8)

Larva tipo 2: Larva de nematóide, comprimento de 298 μm e diâmetro de 18,7 μm . Apresenta dupla cutícula que reveste todo o corpo; a largura da região cefálica mede 16,4 μm e a sua cavidade bucal é pequena, medindo cerca de 2,4 μm . Podemos observar o esôfago de comprimento de 59,6 μm e logo o intestino. A parte posterior com uma cauda afilada comprida com um filamento medindo 66,8 μm , com a região do ânus até o final da cauda medindo 124 μm . (Figura 9)

Amostra 18

Larva tipo 3: Larva de nematóide, comprimento de 714,5 μm e diâmetro de 29 μm . Uma única cutícula, com a largura da região cefálica de 17,5 μm e com uma cavidade bucal pequena medindo cerca de 2 μm . O esôfago filariforme mede 153,7 μm e segue o intestino que se estende pelo corpo. Na região posterior é possível ver o término do intestino e o início do ânus. A distância do ânus até a extremidade final da cauda mede 86,8 μm . (Figura 10)

Ovo tipo 2: Ovo compatível com ovo de helminto (Figura 4A), formato elíptico, comprimento de 63 μm e largura de 34 μm , uma parede bem fina e um conteúdo granular ocupando grande parte do interior. Junto a esse morfotipo na mesma amostra foi encontrado outro tipo de ovo com características semelhantes. Sendo esse ovo (Figura 4B) com formato elíptico, comprimento de 62 μm e largura de 34

µm, com uma parede bem fina, porém, o conteúdo granular ocupa a porção mais central e as extremidades.

Amostra 20

Larva tipo 4 (Figura 11): Larva de nematóide, comprimento de 477,5 µm e diâmetro de 26 µm. Presença de dupla cutícula que reveste todo o corpo,, largura da região cefálica medindo 13,3 µm e com uma cavidade bucal pequena medindo cerca de 2,4 µm. O esôfago filariforme mede 141,3 µm e segue o intestino que se estende pelo corpo. Temos uma cauda pontiaguda e um filamento com tamanho de 47,6 µm. A distância do ânus até a extremidade final da cauda mede 115,7 µm. (Figura 11)

Amostra 23

Ovo tipo 3: Ovo compatível com ovo de helminto, formato esférico, comprimento de 21 µm e largura de 21 µm, parede bem fina, presença de conteúdo granular e ocupando a parte central. Sendo esse morfotipo encontrado na amostra 23, porém, na amostra 30 também foram observados ovos bem similares. (Figura 5C)

Amostra 29

Larva tipo 5: Larva de nematóide, comprimento de 447 µm e diâmetro de 35 µm. Presença de dupla cutícula que reveste todo o corpo, largura da região cefálica medindo 24 µm e com uma cavidade bucal pequena medindo cerca de 3,9 µm. O esôfago filariforme mede 206 µm e segue o intestino que se estende pelo corpo. Temos uma cauda afilada com um filamento de 47,7 µm. A distância do ânus até a extremidade final da cauda mede 88 µm. (Figura 12)

Larva tipo 6: Larva de nematóide, comprimento de 540,8 µm e diâmetro de 15 µm. Com apenas uma única cutícula e com a largura da região cefálica medindo 13.4 µm e uma cavidade bucal bem curta. O esôfago filariforme mede 225 µm e segue o intestino que se estende ao longo do corpo. Tendo na região posterior uma cauda de filamento curto de cerca de 13 µm que termina em uma cauda bifurcada. A distância do ânus até a extremidade final da cauda mede 65 µm. Tendo na amostra 38 um morfotipo semelhante. (Figura 13)

Amostra 30

Ovo tipo 3.1: Ovo compatível com ovo de helminto (Figura 5A), formato esférico, comprimento de 52 μm e largura de 52 μm , parede com tamanho mediano e com uma espessura de 4 μm ; o conteúdo interno é constituído por grânulos e ocupa todo o espaço interno. Na mesma amostra foi observado outro ovo com as mesmas características desse ovo tipo (Figura 5B), tendo comprimento de 48,3 μm e largura de 47,5 μm , com uma parede fina, formato esférico e presença de conteúdo interno como grânulos que ocupam quase todo o espaço interno.

Ovo tipo 4: Ovo compatível com ovo de helminto, formato esférico, comprimento de 42 μm e largura de 41 μm , parede fina de espessura de 1,9 μm e um conteúdo interno que se apresenta dividido em massas celulares, ocupando toda a parte interna. (Figura 5D)

Amostra 36

Larva tipo 7: larva de nematóide, comprimento de 484,4 μm e diâmetro de 17,7 μm . Presença de dupla cutícula que reveste todo o corpo, largura da região cefálica medindo 9,3 μm e com uma cavidade bucal pequena medindo cerca de 3,4 μm . O esôfago filariforme mede 135,6 μm e segue o intestino que se estende pelo corpo. Temos uma cauda afilada, com a distância do ânus até a extremidade final da cauda de cerca de 65 μm . (Figura 14)

Ovo tipo 5: Ovo compatível com ovo de helminto, formato oval, comprimento de 31 μm e largura de 29 μm , parede espessa e com um tamanho de 3,7 μm . A parede externa engloba um núcleo que ocupa toda a parte do ovo interno. (Figura 4D)

Oocisto tipo 1: Oocisto, formato elipsoidal, comprimento de 26 μm e largura de 17,5 μm , completamente transparente, e conseguimos observar uma parede extremamente fina medindo cerca de 1,8 μm . (Figura 6D)

Amostra 38

Larva tipo 6.1: Larva de nematoide, comprimento de 467,4 μm e diâmetro de 14,4 μm . Com apenas uma única cutícula e com a largura da região cefálica medindo 11 μm e uma cavidade bucal bem curta com tamanho de diâmetro de 4 μm . O esôfago filariforme mede 201 μm e o intestino que se estende ao longo do corpo. Tendo na

região posterior uma cauda de filamento curto de cerca de 20 μm que termina em uma cauda bifurcada. A distância do ânus até a extremidade final da cauda mede 75 μm . (Figura 15)

Larva tipo 8: Larva de nematoide, comprimento de 492 μm e diâmetro de 29 μm . Presença de uma única cutícula revestindo a região cefálica, com largura de 17,7 μm e com uma cavidade bucal medindo cerca de 10 μm . O esôfago filariforme mede 84,4 μm e segue o intestino que se estende pelo corpo. Temos uma cauda atenuada e com distância do ânus até a extremidade final da cauda mede 72,8 μm (Figura 16)

Ovo tipo 6: Ovo compatível com ovo de helminto, formato elíptico, comprimento de 144,6 μm e largura de 100 μm , parede espessa e com tamanho de 6,4 μm , conteúdo interno com grânulos ocupando completamente o ovo. (Figura 6A).

Ovo tipo 7: Ovo compatível com ovo de helminto, formato majoritariamente elipsoidal, mas com uma das extremidades achatadas, comprimento de 39,8 μm e largura de 30 μm , casca com uma espessura de 2 μm , conteúdo interno contendo grânulo que ocupa toda a parte interna. (Figura 6B)

Amostra 42

Larva tipo 9: larva de nematoide, comprimento de 274,3 μm e diâmetro de 13 μm . Presença de uma única cutícula revestindo a região cefálica, com largura de 8 μm e com uma cavidade bucal medindo cerca de 4,3 μm . O esôfago filariforme mede 89 μm e segue o intestino que se estende pelo corpo. Tendo uma cauda pontiaguda e com uma distância do ânus até a extremidade final da cauda que mede 34,4 μm . (Figura 17)

Ovo tipo 8: Ovo compatível com helminto, formato oval, comprimento de 35,6 μm e largura de 30 μm , parede bem fina e um conteúdo interno com grânulo circular que preenche quase todo o ovo. Sendo esse tipo de morfotipo bem semelhante aos ovos das amostras 46 e 43, com diferença na parte interna. (Figura 7A)

Amostra 43

Ovo tipo 8.1: Ovo compatível com ovo de helminto, formato elíptico, comprimento de 50,8 μm e largura de 39,5 μm , casca bem fina e com um conteúdo granular bem denso. (Figura 7B)

Ovo tipo 9: Ovo compatível com ovo de helminto, formato elíptico, comprimento de 104,8 μm e largura de 71 μm , com parede fina e a presença de dois grânulos grandes que ocupam o interior. (Figura 6C)

Ovo tipo 10: Ovo compatível com ovo de helminto, formato elíptico, comprimento de 105 μm e largura de 58,6 μm , com parede fina, e podemos observar uma larva interna em completo desenvolvimento. (Figura 7D)

Amostra 46

Ovo tipo 8.2: Ovo compatível com helminto, formato oval, comprimento de 57 μm e largura de 60 μm , com parede fina e com conteúdo granular de formato elíptico que ocupa o centro do ovo. (Figura 7C)

Amostra 51

Larva tipo 10: Larva de nematóide, comprimento de 445,6 μm e diâmetro de 18 μm . Presença de uma única cutícula revestindo a região cefálica, com 11,5 μm de largura e cavidade bucal de cerca de 11 μm . O esôfago filariforme mede 197 μm e segue o intestino que se estende pelo corpo. Tendo uma cauda afilada e com uma distância do ânus até a extremidade final da cauda mede 65,5 μm (Figura 18)

Larva tipo 11: Larva de nematóide, comprimento de 427 μm e diâmetro de 33 μm . Presença de uma única cutícula revestindo a região cefálica, com largura de 17,6 μm e com uma cavidade bucal medindo cerca de 6 μm . O esôfago filariforme mede 202,7 μm e segue o intestino que se estende pelo corpo. Tendo uma cauda filariforme e um filamento com 90 μm . Distância do ânus até a extremidade final da cauda mede 115,4 μm (Figura 19)

Larva tipo 12: Larva de nematóide, comprimento de 486,6 μm e diâmetro de 25 μm . Presença de uma única cutícula revestindo a região cefálica, com 15 μm de largura e cavidade bucal de cerca de 7,3 μm . O esôfago filariforme mede 111 μm e segue o intestino que se estende pelo corpo. Tendo uma cauda afilada e com uma distância do ânus até a extremidade final da cauda mede 61.8 μm (Figura 20)

Amostra 58

Larva tipo 13: Larva de nematóide, comprimento de 404,7 μm e diâmetro de 23 μm . Presença de uma única cutícula, com largura da região cefálica medindo 14 μm . Além disso, na região posterior, é possível observar que a parte anterior, próxima à cavidade bucal, é arredondada, sendo a cavidade bucal medindo cerca de 8,2 μm . O esôfago filariforme mede 91,5 μm e segue o intestino que se estende pelo corpo. Tendo uma cauda filariforme e um filamento com 71 μm . A distância do ânus até a extremidade final da cauda mede 110 μm . (Figura 21)

Amostra 61

Larva tipo 14: Larva de nematóide, comprimento de 319 μm e diâmetro de 15,4 μm . Presença de dupla cutícula que reveste todo o corpo, com largura da região cefálica medindo 14 μm e com uma cavidade bucal medindo cerca de 8,7 μm . O esôfago filariforme mede 64,8 μm e segue o intestino que se estende pelo corpo. Tendo uma cauda afilada e um filamento com 14 μm . Distância do ânus até a extremidade final da cauda mede 44,5 μm (Figura 22)

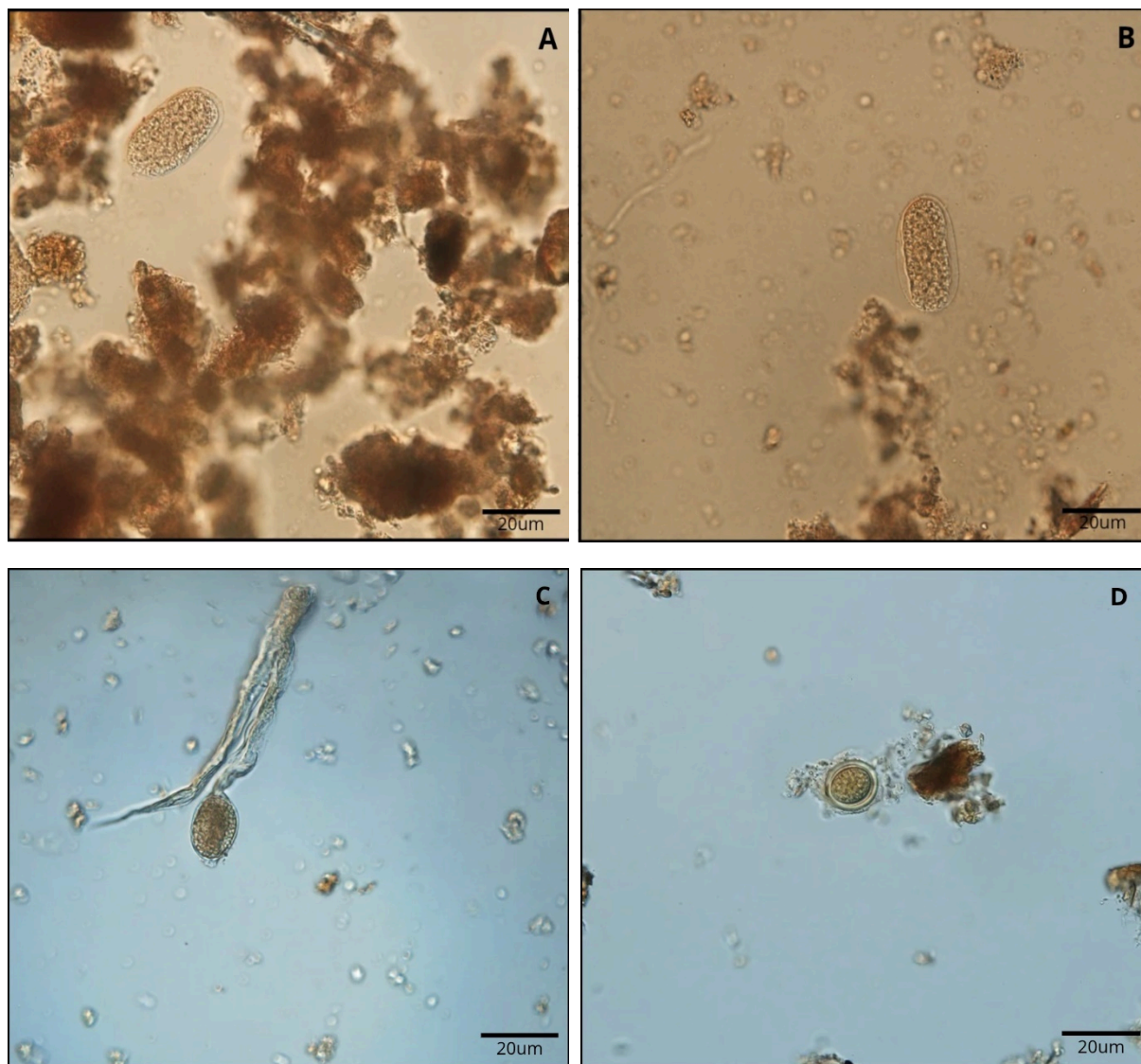


Figura 4 – Formas parasitárias encontradas em amostras fecais de *Lontras longicaudis*.

A) Ovo tipo 2 B) Ovo tipo 2 C) Ovo tipo 1 D) Ovo tipo 5

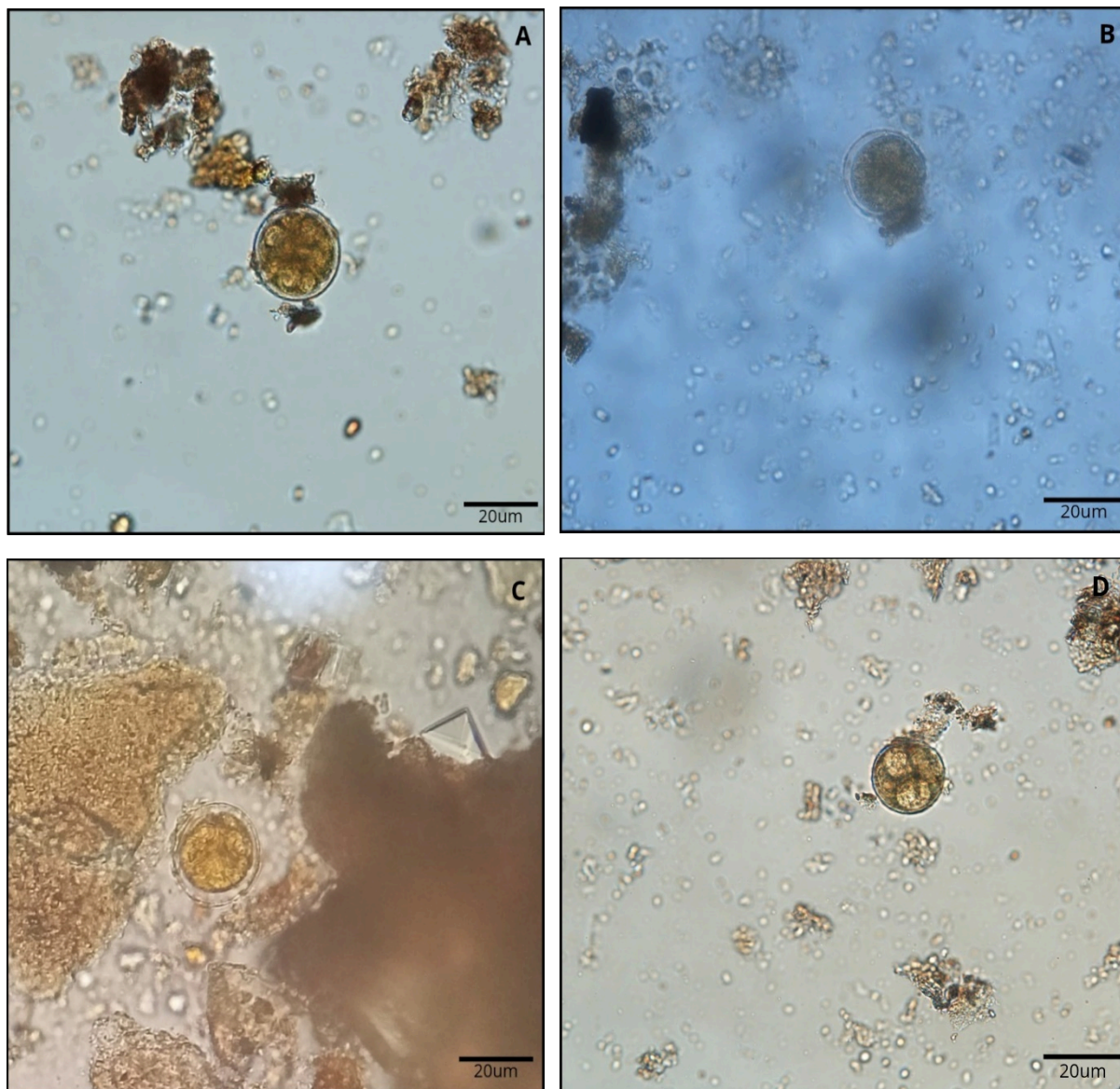


Figura 5 – Formas parasitárias encontradas em amostras fecais de *Lontras longicaudis*.

A) Ovo tipo 3.1 B) Ovo tipo 3 C) Ovo tipo 3.2 D) Ovo tipo 4

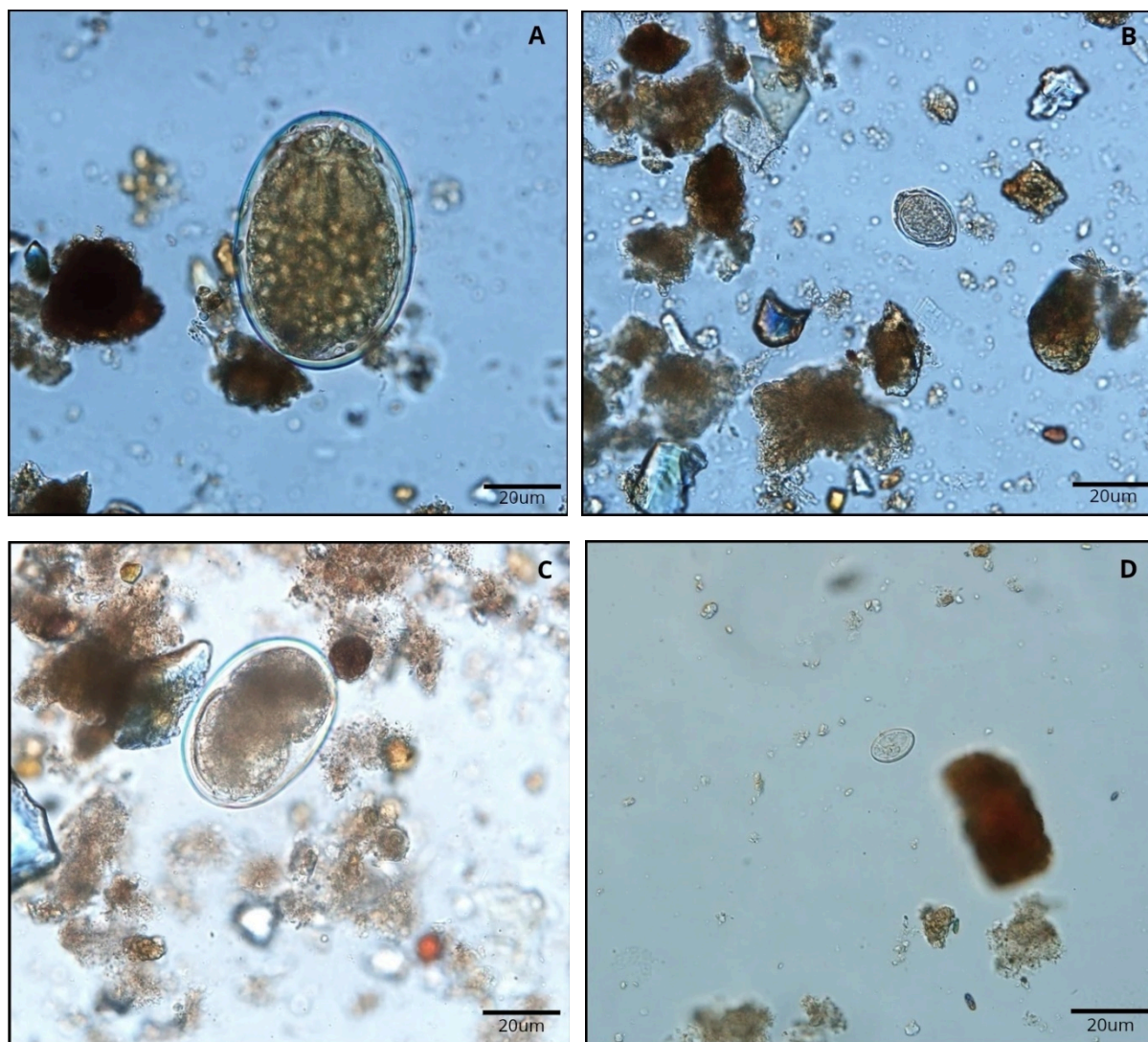


Figura 6 – Formas parasitárias encontradas em amostras fecais de *Lontras longicaudis*.

A) Ovo tipo 6 B) Ovo tipo 7 C) Ovo tipo 9 D) Oocisto tipo 1

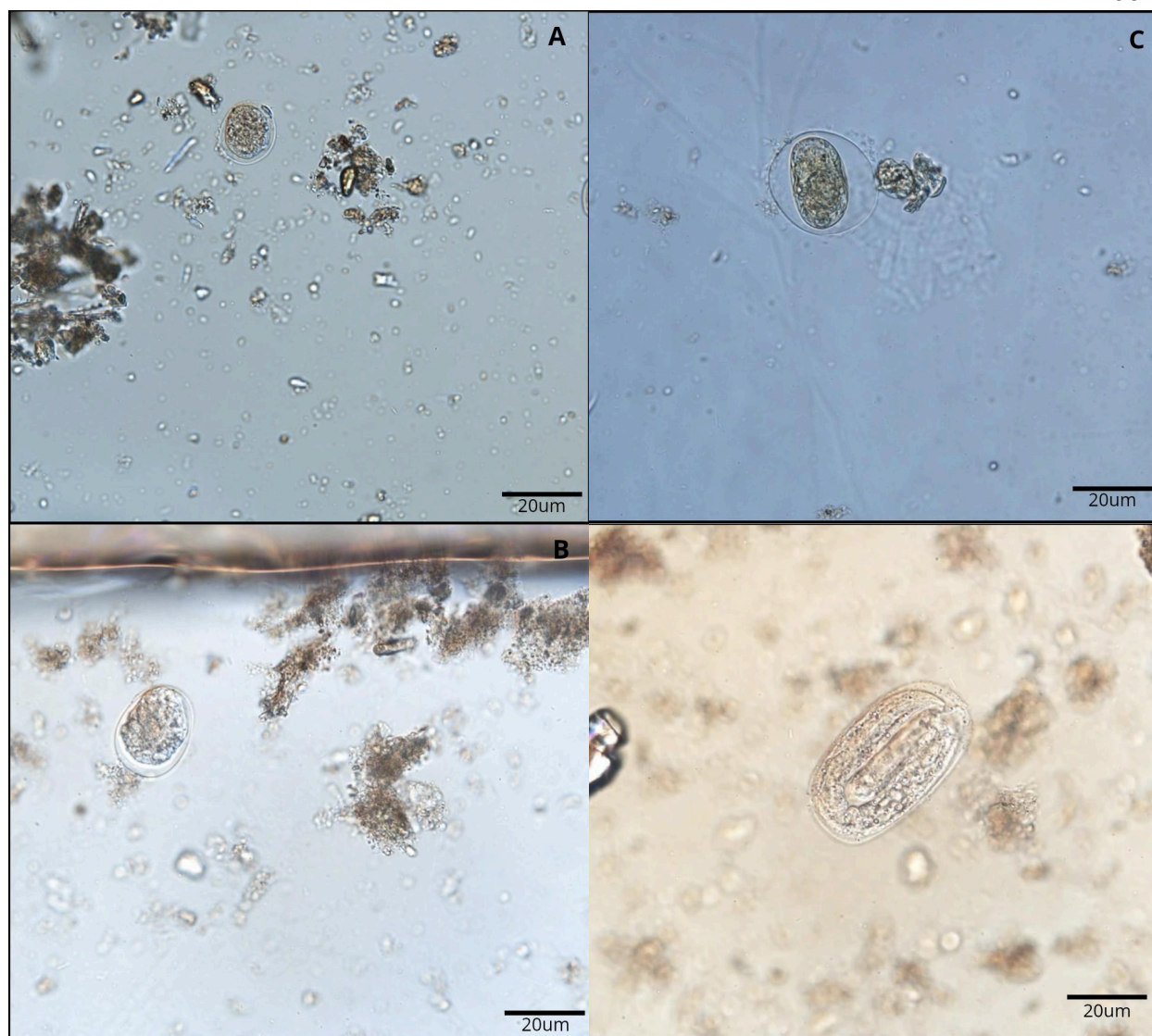


Figura 7 – Formas parasitárias encontradas em amostras fecais de *Lontras longicaudis*.

A) Ovo tipo 8 B) Ovo tipo 8.1 C) Ovo tipo 8.2 D) Ovo tipo 10



Figura 8 – Larva tipo 1



Figura 9 – Larva tipo 2

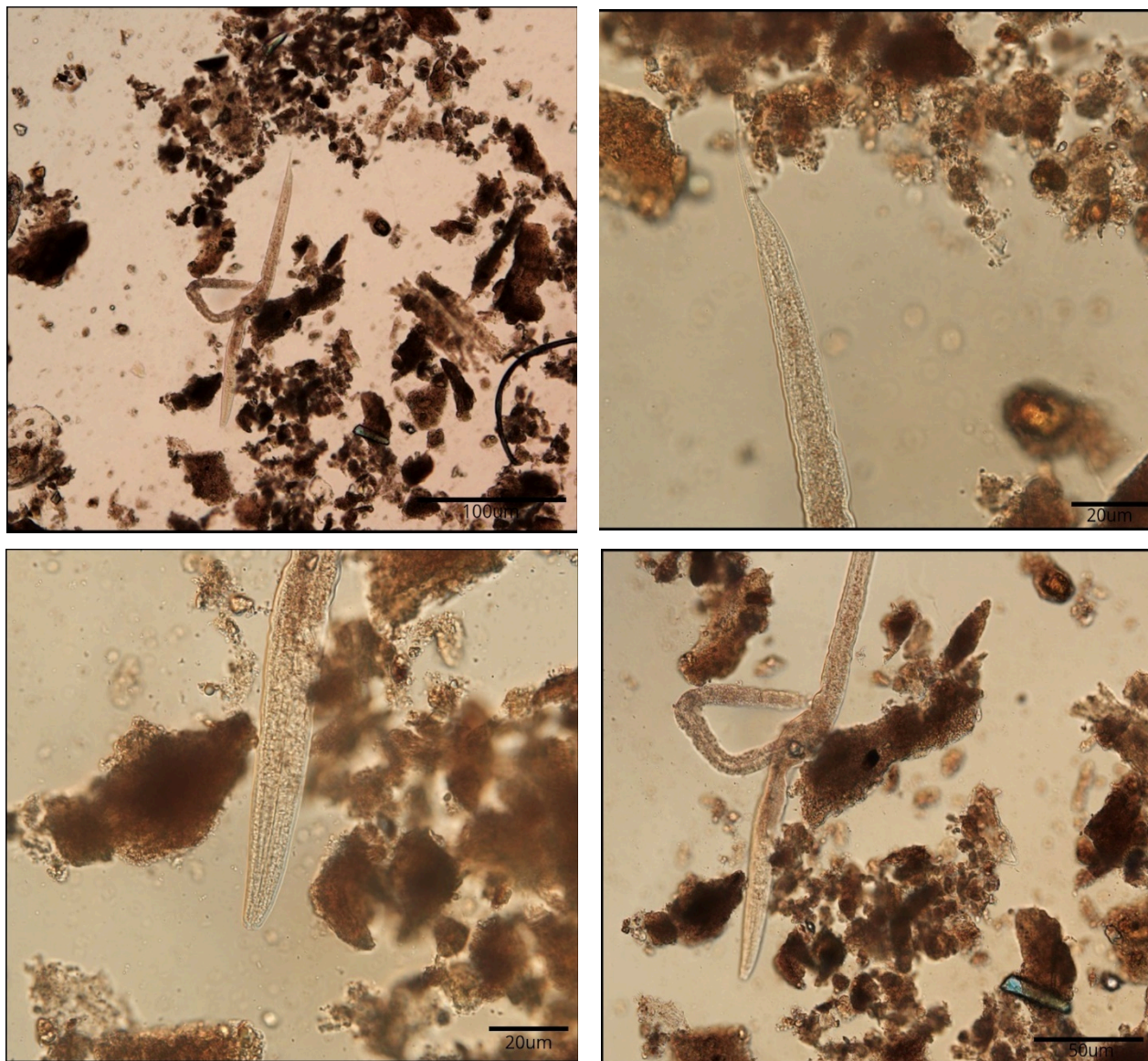


Figura 10 – Larva tipo 3



Figura 11 – Larva tipo 4

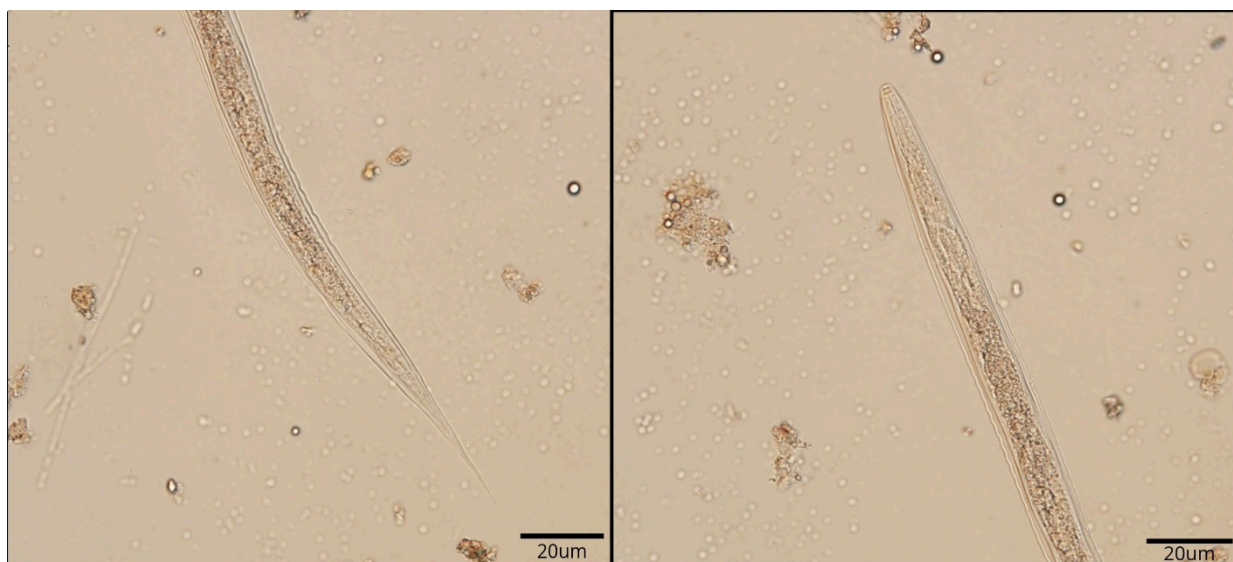


Figura 12 – Larva tipo 5

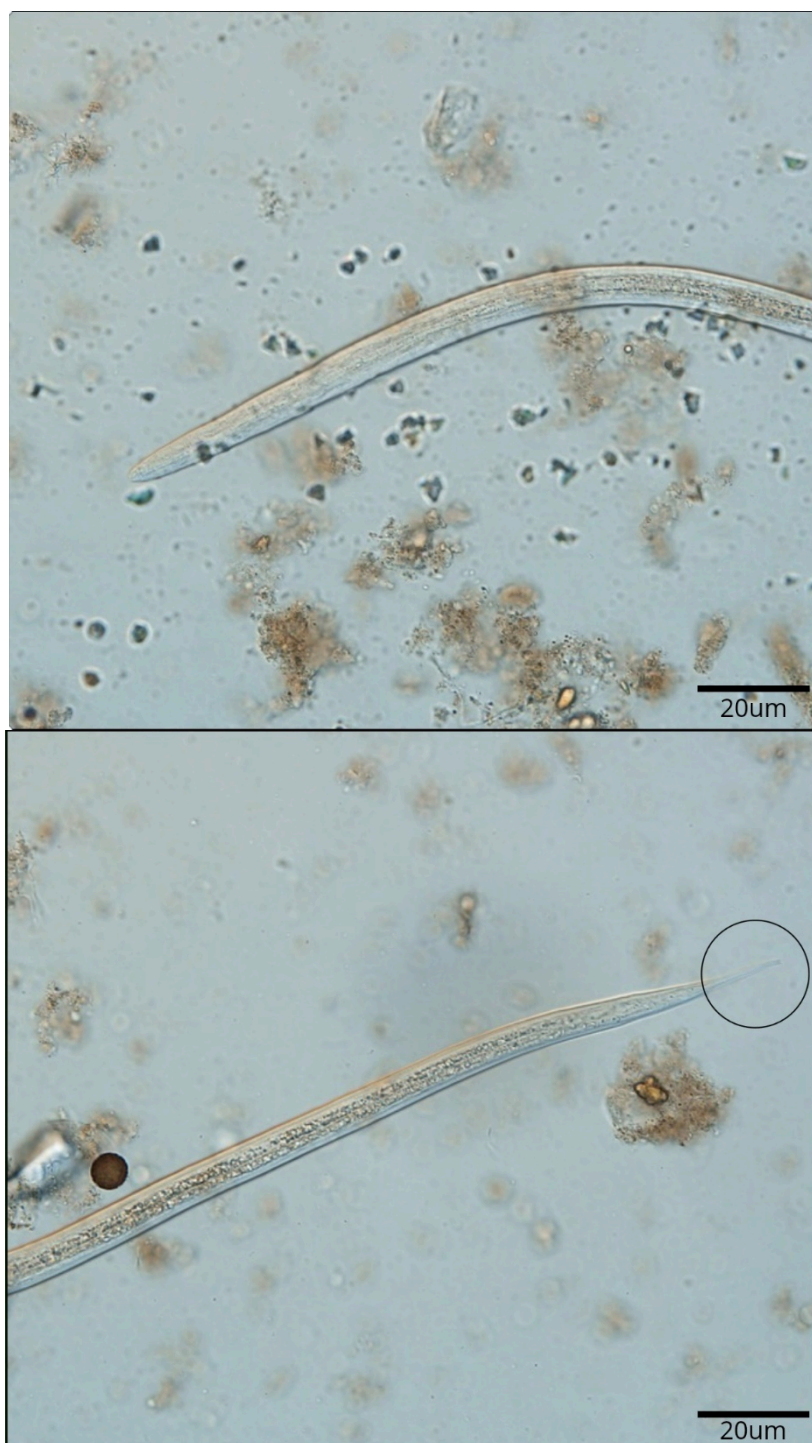


Figura 13 – Larva tipo 6, com detalhe na cauda bifurcada



Figura 14 – Larva tipo 7

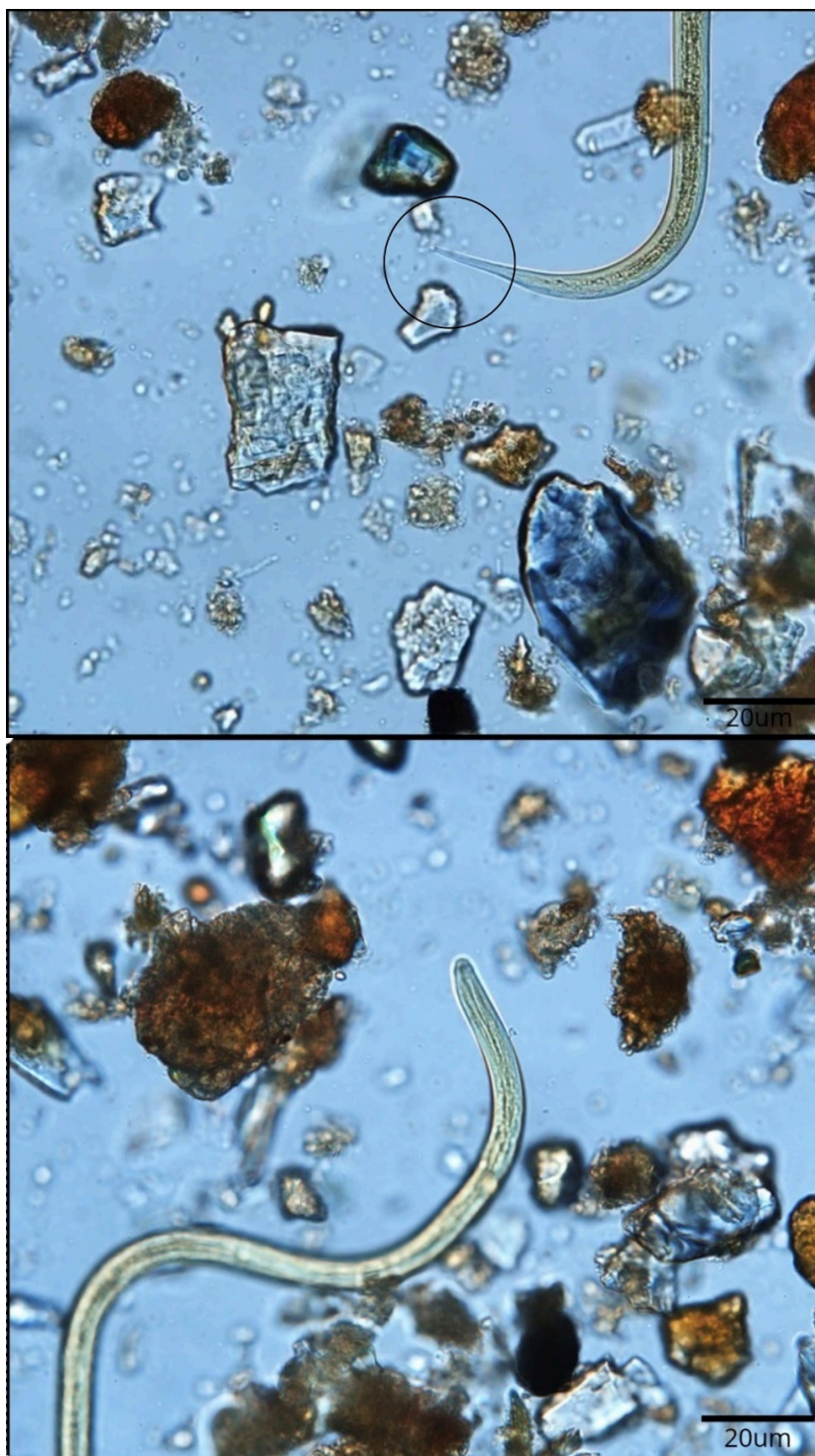


Figura 15 – Larva tipo 6.1, com detalhe no cauda bifurcada

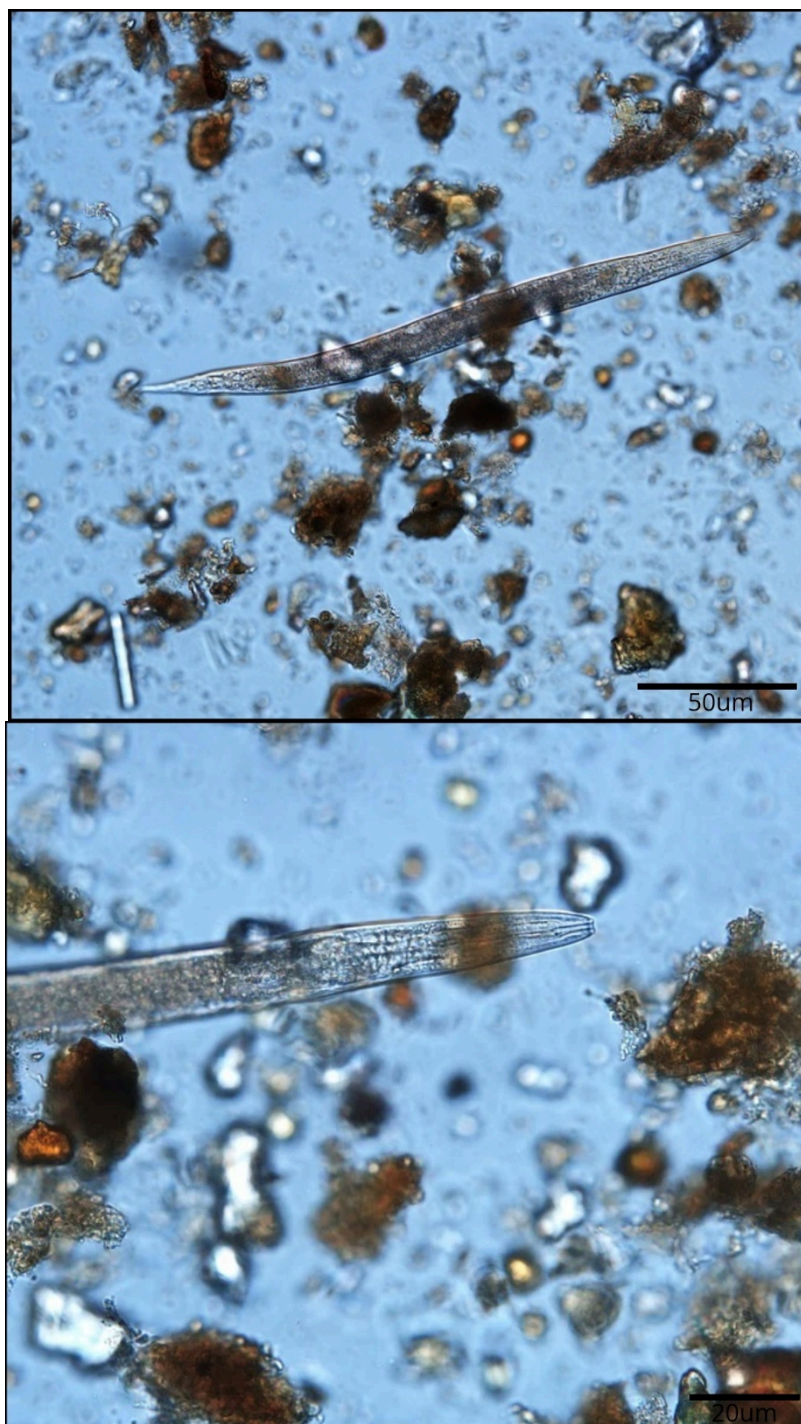


Figura 16 – Larva tipo 8

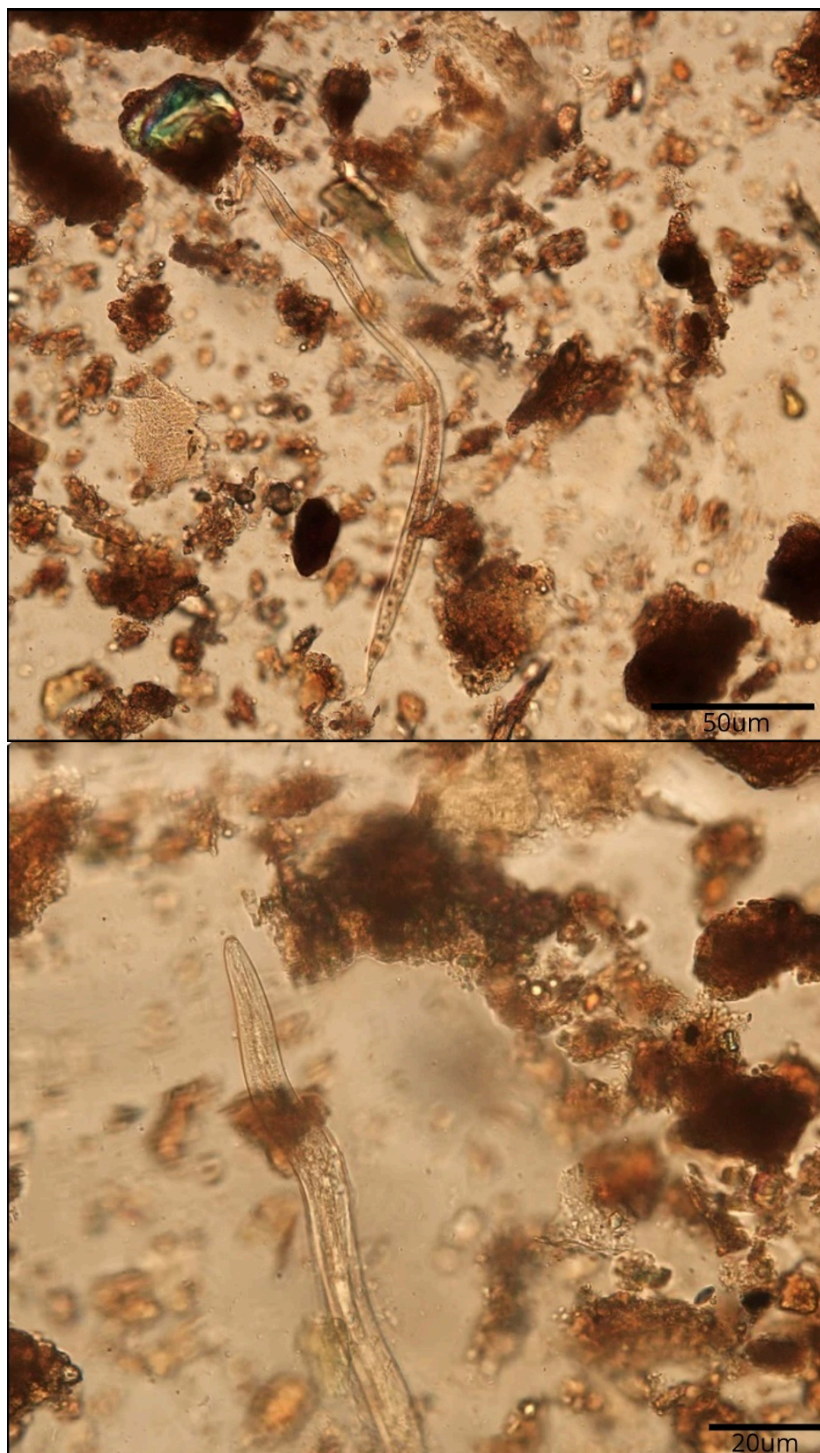


Figura 17 – Larva tipo 9
Fonte: Elaboração própria, 2026

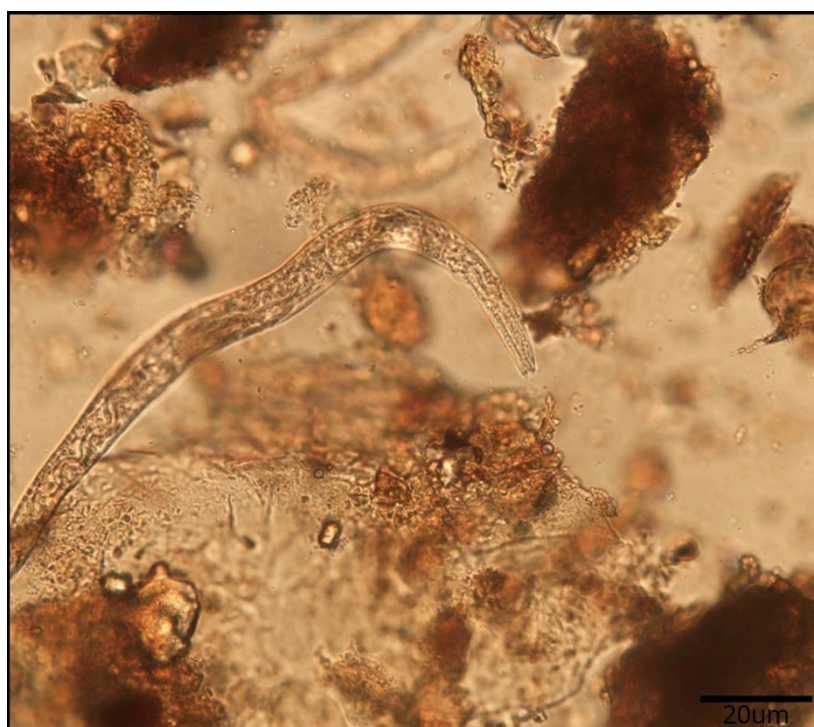
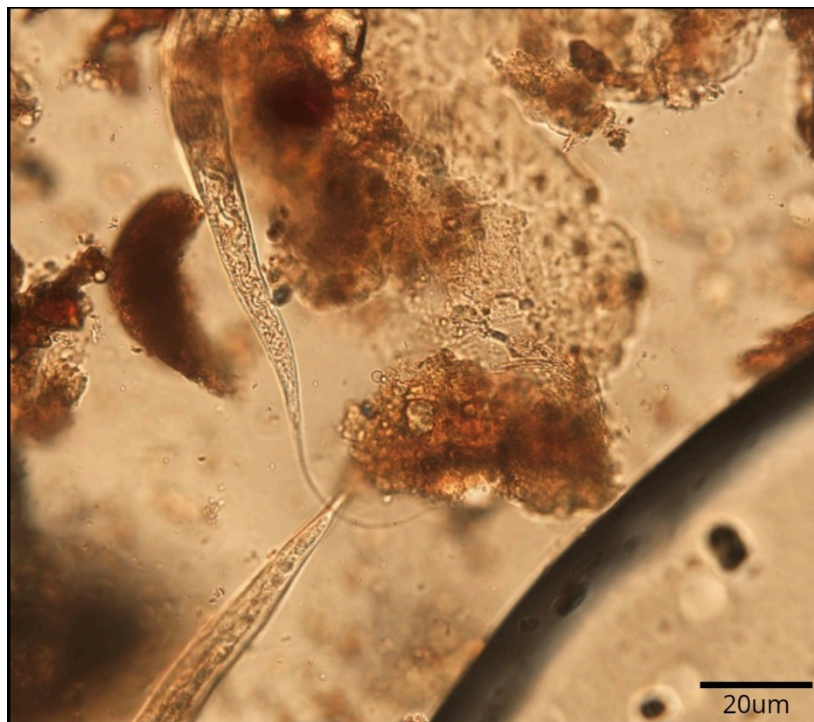


Figura 18 – Larva tipo 10

Fonte: *Elaboração própria*, 2026

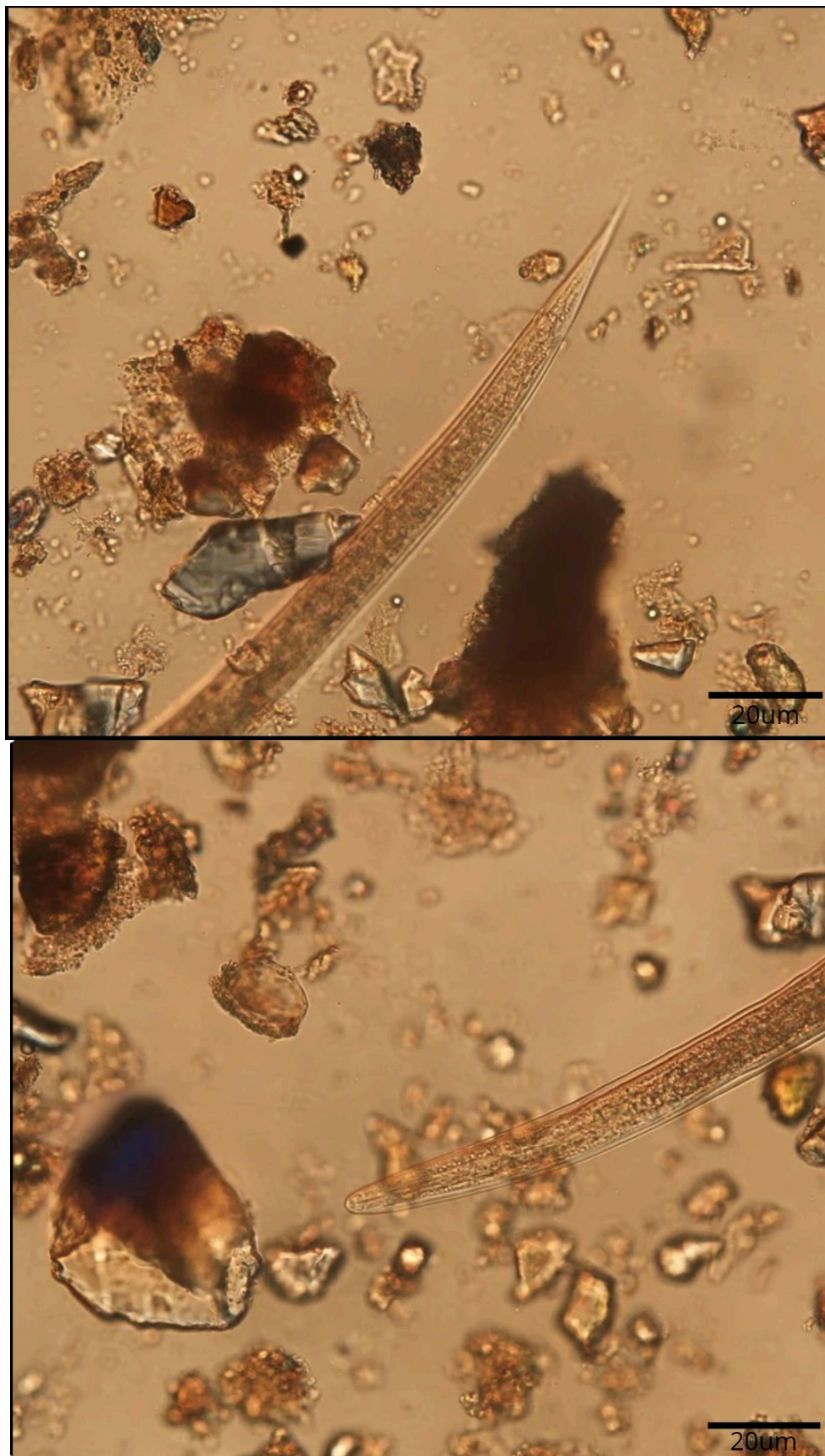


Figura 19 – Larva tipo 11

Fonte: *Elaboração própria, 2026*



Figura 20 – Larva tipo 12

Fonte: *Elaboração própria*, 2026



Figura 21 – Larva tipo 13

Fonte: Elaboração própria, 2026

4 DISCUSSÃO

A estratégia de amostragem longitudinal permitiu um monitoramento contínuo e representativo da ocorrência de formas parasitárias na área de estudo. A inclusão de diferentes componentes ambientais (banco de areia, raízes e talude) conferiu robustez à análise, permitindo avaliar como as características microambientais dos pontos de deposição fecal influenciam a recuperação e a integridade das estruturas parasitárias. A maior prevalência e diversidade de morfotipos observadas no banco de areia podem estar associadas à estabilidade desse substrato para a deposição de fezes e marcação territorial por *Lontra longicaudis*, além de condições texturais do sedimento que propiciam a retenção de ovos, larvas e oocistos.

Em contrapartida, a detecção predominante de larvas nas áreas de raízes e talude sugere que esses microambientes, sujeitos a maior sombreamento e retenção de umidade, favorecem especificamente a sobrevivência e a eclosão de

formas larvares, como comumente reportado para nematóides de ciclo bio geotrópico. Devido às limitações intrínsecas da identificação baseada exclusivamente na microscopia óptica, os achados foram categorizados em morfotipos. Embora a ausência de biologia molecular restrinja a determinação ao nível de espécie, a caracterização morfométrica via ImageJ serviu como uma ferramenta taxonômica preliminar fundamental. A triagem das 15 amostras fecais positivas revelou uma fauna parasitária diversificada, composta por ovos, oocistos e larvas, cujos padrões métricos fornecem uma base comparativa essencial para futuros estudos epidemiológicos na região. Como predador de topo em ecossistemas aquáticos e com hábitos alimentares generalistas, a riqueza parasitária de *L. longicaudis* reflete diretamente a sua dieta e as teias tróficas locais. A diversidade de morfotipos encontrada indica uma exposição contínua a hospedeiros intermediários e paratênicos contam

5 CONCLUSÃO

Os resultados obtidos permitiram confirmar a presença de formas parasitárias em amostras fecais de *Lontra longicaudis* por meio da caracterização morfológica. A descrição detalhada das estruturas observadas representa um avanço fundamental para o conhecimento da diversidade parasitária dessa espécie, ao fornecer registros que servirão como subsídio para futuras identificações taxonômicas.

Considerando que *L. longicaudis* ocupa posição de predador de topo em ecossistemas aquáticos e exibe hábitos alimentares diversificados, sua fauna parasitária reflete aspectos importantes de sua dieta, das interações ecológicas e das condições ambientais do habitat. Ademais, a área estudada apresenta interação entre animais silvestres, domésticos e rebanhos, o que ressalta a relevância do monitoramento parasitológico tanto para a compreensão da dinâmica de transmissão de parasitos quanto para a avaliação da saúde da fauna silvestre e da qualidade ambiental.

Por fim, este trabalho amplia o conhecimento sobre a fauna parasitológica associada a *L. longicaudis* na Bacia Hidrográfica do Rio Itabapoana, estabelecendo uma base sólida para pesquisas futuras. Os dados obtidos apoiam o desenvolvimento de estudos complementares com enfoque morfológico e

taxonômico, contribuindo para a compreensão da diversidade parasitária, sua relação com a ecologia da espécie e, conseqüentemente, para ações voltadas à sua conservação.

5 REFERÊNCIAS

ABDALLAH, Vanessa Doro; AZEVEDO, Rodney Kozlowiski de; LUQUE, José Luis. Ecologia da comunidade de metazoários parasitos do tamboatá *Hoplosternum littorale* (Hancock, 1828) (Siluriformes: Callichthyidae) do rio Guandu, Estado do Rio de Janeiro, Brasil. *Acta Scientiarum. Biological Sciences*, Maringá, v. 28, n. 4, p. 413-419, out./dez. 2006.

BARBOSA, C.; CARVALHO JÚNIOR, O.; BIROLO, A. B.; TOSATTI, M. Caracterização da dieta alimentar de *Lontra longicaudis* no Rio Cubatão do Sul, Santo Amaro da Imperatriz, Santa Catarina. In: VIII CONGRESSO DE ECOLOGIA DO BRASIL, 2007, Caxambu. *Anais...* Caxambu: Sociedade de Ecologia do Brasil, 2007. p. 1-2.

BERTONATTI, C.; PARERA, A. Lobito de rio. *Revista Vida Silvestre, Nuestro Libro Rojo*, Fundación Vida Silvestre Argentina, n. 34, 1994.

CARVALHO, O. J.; BARBOSA, P.; BIROLO, A. Status of Conservation of *Lontra longicaudis* (Olfers, 1818) (Carnivora: Mustelidae) on Santa Catarina Island. *IUCN Otter Specialist Group Bulletin*, v. 38, n. 4, p. 186-201, 2021.

CLEVELAND, Christopher A.; GARRETT, Kayla B.; COZAD, Rebecca A.; WILLIAMS, Brianna M.; MURRAY, Maureen H.; YABSLEY, Michael J. The wild world of Guinea Worms: a review of the genus *Dracunculus* in wildlife. *International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife*, v. 7, n. 3, p. 289-300, 2018. DOI: 10.1016/j.ijppaw.2018.07.002.

ECHENIQUE, J. V. Z.; SOARES, M. P.; MASCARENHAS, C. S.; BANDARRA, P. M.; QUADROS, P.; DRIEMEIER, D.; SCHILD, A. L. *Lontra longicaudis* infected with

canine parvovirus and parasitized by... [dados complementares incompletos na fonte original].

EMMONS, L. H.; FEER, F.; MAGNUSSON, W. E. Neotropical rainforest mammals: a field guide. *Environmental Conservation*, v. 25, n. 2, p. 175, 1998.

FONTANA, C. S. *Livro vermelho da fauna ameaçada de extinção no Rio Grande do Sul*. Porto Alegre: Edipucrs, 2003.

GORI, Michela; CARPANETO, Giuseppe M.; OTTINO, Paola. Distribuição espacial e dieta da lontra neotropical *Lontra longicaudis* no Lago Ibera (norte da Argentina). *Acta teriologica*, v. 4, pág. 495-504, 2003.

HOFFMAN, W. A.; PONS, J. A.; JANER, J. L. The sedimentation concentration method in *Schistosomiasis mansoni*. *Puerto Rico Journal of Public Health*, v. 9, p. 281-298, 1934.

JOSÉ, H.; KER DE ANDRADE, H. Food and feeding habits of the neotropical river otter *Lontra longicaudis* (Carnivora, Mustelidae). *Mammalia*, v. 61, p. 193-203, 1997.

KREPSCHI, Victor Gasperotto. *Caracterização da dieta da lontra neotropical (Lontra longicaudis, Carnivora: Mustelidae) em três rios de Mata Atlântica do Sul do Brasil: uma análise espacial e temporal*. 2012. 32 f. Dissertação (Mestrado em Conservação e Manejo de Recursos Naturais) – Universidade Estadual do Oeste do Paraná, Cascavel, 2012.

LARIVIÈRE, S. *Lontra longicaudis*. *Mammalian Species*, Lawrence, v. 609, p. 1-5, 1999.

LEUCHTENBERGER, C. et al. Avaliação do risco de extinção da lontra neotropical *Lontra longicaudis* (Olfers, 1818) no Brasil. *Biodiversidade Brasileira*, v. 3, p. 216-227, 2013.

LOPES, Leni M. Faber. *Comunidade de presas neotropicais e predação de espécies invasoras em paisagem pastoril sob eventos climáticos extremos*. 2024. 117 f.

Dissertação (Mestrado em Biodiversidade e Conservação da Natureza) – Universidade Federal de Juiz de Fora, Juiz de Fora, 2024.

MUANIS, M. C.; OLIVEIRA, L. F. B. Habitat Use and Food Niche Overlap by Neotropical Otter, *Lontra longicaudis*, and Giant Otter, *Pteronura brasiliensis*, in the Pantanal Wetland, Brazil. *IUCN Otter Specialist Group Bulletin*, v. 28A, p. 76-85, 2011.

NOWAK, R. M.; PARADISO, J. L. *Walker's Mammals of the World*. 4. ed. Baltimore: Johns Hopkins University Press, 1983. v. 1.

PAGLIA, A. P. et al. *Lista Anotada dos Mamíferos do Brasil – 2ª Edição / Annotated Checklist of Brazilian Mammals*. Occasional Papers in Conservation Biology, v. 6, n. 6, 2012.

PARDINI, R. Feeding ecology of the neotropical river otter *Lontra longicaudis* in an Atlantic Forest stream, south-eastern Brazil. *Journal of Zoology*, v. 245, n. 4, p. 385-391, 1998.

QUADROS, J., & MONTEIRO-FILHO, E. L. (2001). DIET OF THE NEOTROPICAL OTTER, *LONTRA LONGICAUDIS*, IN AN ATLANTIC FOREST AREA, SANTA CATARINA STATE, SOUTHERN BRAZIL. *STUDIES ON NEOTROPICAL FAUNA AND ENVIRONMENT*, 36(1), 15-21.

RHEINGANTZ, M. L.; TRINCA, C. S. *Lontra longicaudis*. In: THE IUCN RED LIST OF THREATENED SPECIES, 2015.

SCHWEIZER, J. *A ariranha no Pantanal: ecologia e comportamento da Pteronura brasiliensis*. Curitiba: Brasil Natureza, 1992.

- THOMAS, N. et al. Canine distemper virus in the sea otter (*Enhydra lutris*) population in Washington State, USA. *Journal of Wildlife Diseases*, v. 56, n. 4, p. 873-883, 2020.
- TORRES, J.; FELIU, C.; FERNANDEZ-MÓRAN, C.; RUÍZ-OLMO, J.; ROSOUX, R.; SANTOS-REIS, M.; MIQUEL, J.; FONS, R. Helminth parasites of Eurasian otter *Lutra lutra* in southwest Europe. *Journal of Helminthology*, v. 78, p. 353-359, 2004.
- TRUJILLO, F.; ARCILA, D. Nutria neotropical, *Lontra longicaudis*. In: MAHECHA, J. V. R.; TRUJILLO, F.; JORGENSEN, J.; ALBERICO, M. (orgs.). *Libro rojo de los mamíferos de Colombia*. Bogotá: Ministerio de Ambiente, Vivienda y Desarrollo Territorial, 2006.
- UCHÔA, T. et al. Aspectos ecológicos e sanitários da lontra (*Lontra longicaudis* Olfers, 1818) na Reserva Natural Salto Morato, Guaraqueçaba, Paraná, Brasil. *Cadernos da Biodiversidade*, v. 4, n. 2, p. 19-28, 2004.
- WILLIS, H. H. A simple levitation method for the detection of hookworm ova. *Medical Journal of Australia*, v. 11, p. 375-376, 1921.
- WILSON, D. E.; REEDER, D. M. *Mammal Species of the World: a taxonomic and geographic reference*. Baltimore: Johns Hopkins University Press, 2005.