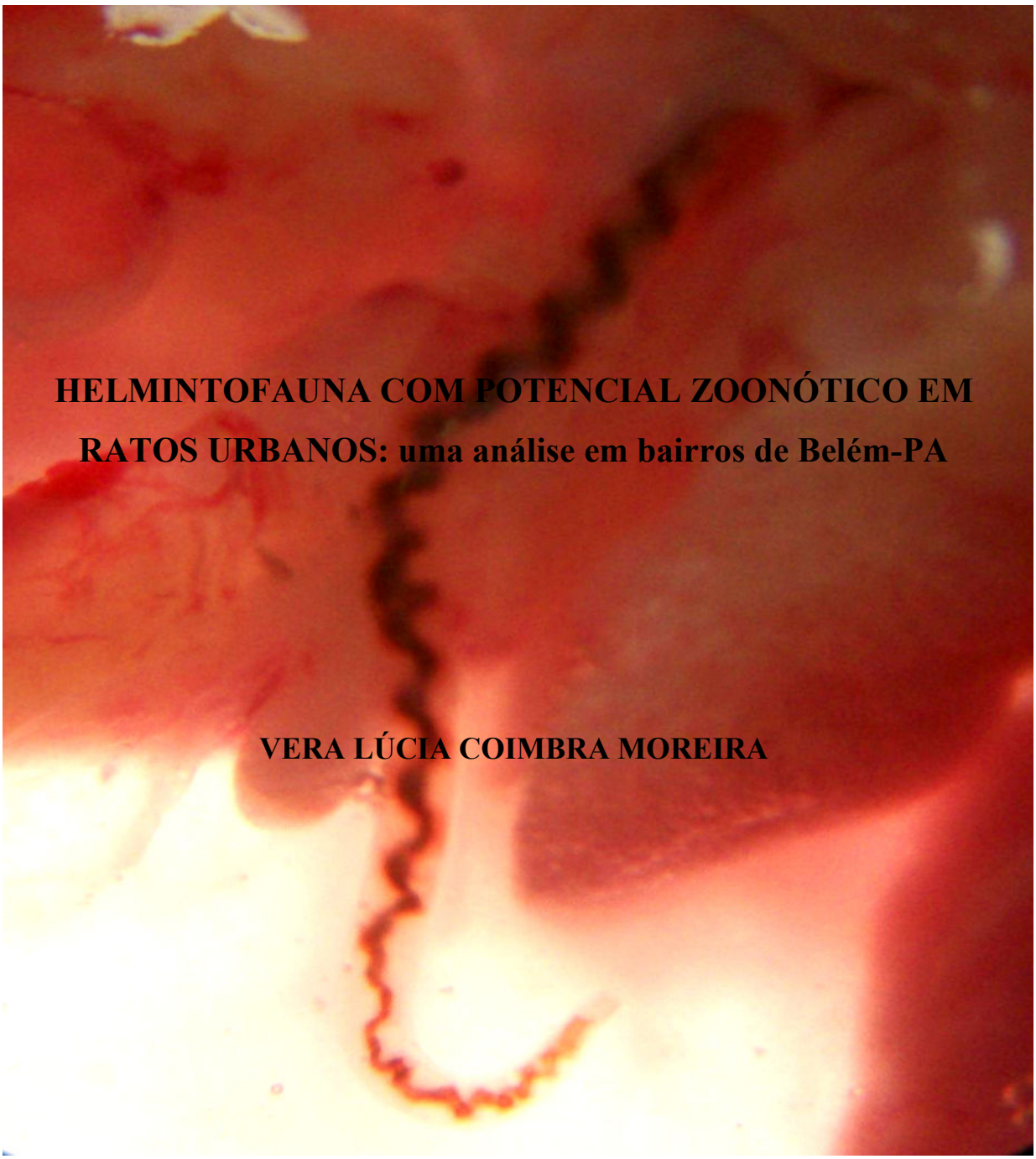
Universidade Federal do Pará
Universidade Federal do Amazonas
Centro de Pesquisa Leônidas & Maria Deane – Fundação Oswaldo Cruz
Mestrado Multidisciplinar em Saúde, Sociedade e Endemias na Amazônia



HELMINTOFAUNA COM POTENCIAL ZOONÓTICO EM RATOS URBANOS: uma análise em bairros de Belém-PA

VERA LÚCIA COIMBRA MOREIRA

Belém-PA
2010

Universidade Federal do Pará
Universidade Federal do Amazonas
Centro de Pesquisa Leônidas & Maria Deane – Fundação Oswaldo Cruz
Mestrado Multidisciplinar em Saúde, Sociedade e Endemias na Amazônia

VERA LÚCIA COIMBRA MOREIRA

HELMINTOFAUNA COM POTENCIAL ZOONÓTICO EM RATOS URBANOS: uma análise em bairros de Belém-PA

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Saúde, Sociedade e Endemias na Amazônia, como requisito parcial para obtenção de título de Mestre, área de Concentração: Biologia de Agentes Infecciosos e Parasitários

Orientadora: Profa. Dra. Jeannie Nascimento dos Santos

Belém-PA
2010

Universidade Federal do Pará
Universidade Federal do Amazonas
Centro de Pesquisa Leônidas & Maria Deane – Fundação Oswaldo Cruz
Mestrado Multidisciplinar em Saúde, Sociedade e Endemias na Amazônia

VERA LÚCIA COIMBRA MOREIRA

HELMINTOFAUNA COM POTENCIAL ZOONÓTICO EM RATOS URBANOS: uma análise em bairros de Belém-PA

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Saúde, Sociedade e Endemias na Amazônia, como requisito parcial para obtenção de título de Mestre, Área de Concentração: Biologia de Agentes Infecciosos e Parasitários

Orientadora: Profa. Dra. Jeannie Nascimento dos Santos

Banca Examinadora:

_____
Profa. Dra. Cláudia Portes Santos (Membro Titular/Rio de Janeiro-RJ)

_____
Prof. Dr. Arnaldo Maldonado Júnior (Membro Titular/Rio de Janeiro-RJ)

_____
Prof. Dr. Edilson Rodrigues Matos (Membro Titular/Belém-PA)

_____
Profa. Dra. Elane Guerreiro Giese (Membro Suplente/Belém-PA)

Belém-PA
2010

AGRADECIMENTOS

Agradeço a Deus por ter me concedido a existência e a meus pais, Raimundo e Socorro, que tornaram esta existência possível, pelo amor, cuidado e instrução e, aos meus tios e avós que contribuíram nesta tarefa. Aos meus irmãos, Fernando, Regina, Socorro e Júnior *in memorian*, um carinho especial.

Obrigada aos meus amigos de quatro patas, que inspiraram a escolha de minha profissão e à minha gata Safira, companheira há 14 anos.

A todos os professores da rede pública que trabalham com dedicação à profissão que abraçaram, em especial, a todos aqueles que contribuíram com minha formação, deste a primeira série do ensino fundamental.

Obrigada aos muitos amigos que tanto torcem por mim em todas as minhas escolhas. Agradeço às amigas e aos pacientes da Clínica *Action Laser* por compreenderem a ausência necessária. Em especial, à minha amiga Marilena Uchôa *in memorian* pelos incontáveis conselhos e amizade sincera;

Obrigada aos colegas do LACEN que também contribuíram para que esta etapa de minha vida fosse cumprida e ao Eder, por ter me trazido de volta à Universidade;

Um agradecimento especial a todos os componentes do LBCH, aos que já se foram, aos presentes e aos que vão chegar. Com muito carinho agradeço à Profa. Reinalda Marisa Lanfredi *in memorian* pelo incentivo e gentileza desde o primeiro momento de nossa curta convivência.

Um obrigada muito especial a todos aqueles que contribuíram diretamente com a execução deste trabalho: na elaboração do projeto, na captura dos animais, nos procedimentos de dissecação e coleta dos helmintos, na produção das imagens, confecções dos desenhos, montagem das pranchas, pesquisa bibliográfica, confecção de lâminas histológica e, sobretudo, pela generosidade, agradeço à minha orientadora Jeannie, à Elane, Tiagow, Adriano, Dejane, Fabrícia Siso, Tássia (mãe da Rebeca), Lodney, Carol e Malone; às estagiárias Jaqueline, Dwane e Manu. Aos que não contribuíram diretamente, agradeço pelas muitas gargalhadas, pelo prazer de tê-los conhecido. Estendo os agradecimentos aos componentes por afinidade do Laboratório: Almir e professores Margarida, Amaury e Evonildo.

Obrigada aos professores da Pós-graduação Saúde Sociedade e Endemias na Amazônia, aos colegas de mestrado e à secretária Ana Monteiro.

Minha imensa gratidão à equipe do Biotério do ICB/UFPA coordenada por Reginaldo.

Muitíssimo obrigada ao professor Arnaldo Maldonado e aos seus alunos, Raquel e Neto; à professora Marinete Póvoa do Laboratório de Malária, Departamento de Parasitologia – IEC e sua equipe; ao professor Edilson Matos e seus alunos do Laboratório de Pesquisa Carlos Azevedo, do Instituto de Patologia Animal – UFRA; à professora Edilene Oliveira e sua equipe do Laboratório de Biologia Estrutural – ICB/UFPA; à pesquisadora Paula Ristow e ao técnico Cleiton, pelo estágio no Laboratório de Patologia e Biologia Molecular / CPqGM-FIOCRUZ, obrigada à minha amiga Lia Santana por me hospedar com carinho e atenção em Salvador durante este estágio. À Coordenação Estadual de Controle de Doença de Chagas/SESPA.

RESUMO

Roedores urbanos são também denominados sinantrópicos comensais devido a sua associação à espécie humana e, dependência do ambiente antrópico para sua sobrevivência. Historicamente, estes animais são reconhecidos como agentes transmissores de doenças aos homens e aos animais domésticos, desde a disseminação da Peste Negra, no século XIV. Entretanto, ratos urbanos veiculam muitos outros parasitos além da bactéria *Yersinia pestis,* albergam e transmitem helmintos, aos quais devem ser dedicados maiores estudos, segundo Abu-Madi (2005).

Este trabalho objetivou fazer um levantamento da helmintofauna com potencial zoonótico de ratos urbanos em bairros de Belém-PA. À época da elaboração do projeto (2008), foram selecionados Guamá e Montese (Terra Firme), os dois bairros com os índices mais elevados de leptospirose (SINAN, 2007) e com saneamento urbano precário e acúmulo de lixo próximo às casas (indícios da presença dos roedores). Nestes bairros, foram capturados 16 roedores do gênero *Rattus,* de sexo e idade reprodutiva distintas.

Os animais capturados foram necropsiados no Biotério do ICB/UFPA e os helmintos encontrados, retirados para estudo e identificação de espécie no LBCH-UFPA. Duas das espécies identificadas, *Calodium hepaticum* e *Angiostrongylus cantonensis*, possuem reconhecido potencial zoonótico de ocorrência mundial, apresentando *Rattus rattus* e *R. norvegicus* como principais hospedeiros definitivos.

Calodium hepaticum é um nematódeo trichurideo, parasito de parênquima hepático, com capacidade de infectar diversas espécies de mamíferos, incluindo a espécie humana, embora este seja um achado considerado raro.

Angiostrongylus cantonensis é um parasito de artéria pulmonar de roedor que, no homem, tem seu ciclo interrompido na passagem pelo sistema nervoso central, desencadeando um processo inflamatório local, conhecido como meningite eosinofílica, enfermidade considerada endêmica em países asiáticos, com casos relatados no Brasil, nos estados do Espírito Santo e Pernambuco.

Este é o primeiro registro da ocorrência de ambos os helmintos circulando no município de Belém, através de ratos, o que contribui para o mapeamento da ocorrência destes nematódeos e serve de alerta às instituições de controle de endemias, do risco para a saúde pública sobre estas zoonoses as quais a população da cidade e seus visitantes estão expostos.

Palavras-chave: *Rattus rattus*, *Rattus norvegicus*, Zoonose, *Angiostrongylus cantonensis*, *Calodium hepaticum*, Belém.

ABSTRACT

Urban rodents are denominated sinanthropes, commensal, due to their assosciation to human species and for depend of anthropic environment for survive. Historically, these animals are recognized as transmitter's agents of diseases for humans and domestic animals, since Black Death, in XIV century. However, urban rats transmit many other parasites beyond the bacteria *Yersinia pestis,* they hot and transmit helminths, however more studies must be developed, after Abu-Madi (2005).

The present work intends to accomplish a survey of the helminth fauna of urban rats with zoonotic potential in the districts of Belém-Pa. In the year of preparation of the project (2008), Guamá and Montese (Terra Firme) districts were selected, these two districts with a high index of leptospirosis (SINAN, 2007) and with poor sanitation and garbage accumulation close to houses (clues to rodents presence). In these districts, 16 rodents of genus *Rattus* were captured, of distinct sex and reproductive age.

Captured animals were necropsied at Biotério of ICB/UFPA and helminths found were colleted for studies and identification of species at LBCH-UFPA. Two of the species identified with zoonotic potential, *Calodium hepaticum* and *Angiostrongylus cantonensis*, have a worldwide distribution and have *Rattus rattus* and *R. norvegicus* as main definitive hosts.

Calodium hepaticum is a trichurid nematode that parasitizes the hepatic parenchyma , with capacity to infect many species of mammals, including human. However, this finding is rare.

Angiostrongylus cantonensis is a parasite of the pulmonar artery of rodents that, in humans, have their life cycle interrupted during the passage to central nervous system, giving risc to a local inflammatory process known as eosinophilic meningitis, a disease considered endemic in asian countries, with reported cases in Brazil, in Espirito Santo and Pernambuco.

This is the first record of these helminths in rats from Belém, that contributes for mapping of occurrence these nematodes and serves as alerts to public health about these zoonosis that urban population and their visitors are exposed.

Keywords: *Rattus rattus*, *Rattus norvegicus*, Zoonosis, *Angiostrongylus cantonensis*, *Calodium hepaticum,* Belém.

LISTA DE FIGURAS

Figura 1: Ilustração de *Rattus norvegicus* adulto e ninhada..... 15

Figura 2: Ilustração de *Rattus rattus* adulto e seu acesso a alimentos no interior de habitação humana..... 17

Figura 3: Ciclo biológico de *Rodentolepis nana* (sin. *Hymenolepis nana*)..... 22

Figura 4: Ciclo biológico de *Hymenolepis diminuta*..... 24

Figura 5: Ciclo biológico de *Trichinella spiralis*..... 25

Figura 6: Ciclo biológico de *Calodium hepaticum*..... 28

Figura 7: Ciclo biológico de *Angiostrongylus cantonensis*..... 36

Figura 8: Imagem aérea de parte da cidade de Belém-PA, com destaque para os bairros do Guamá e Montese (Terra Firme)..... 48

Figura 9: Imagem de uma dos locais onde foram colocadas as armadilhas para captura de roedores no Montese..... 49

Figura 10: Ilustração de ratoeira tipo gaiola utilizada na captura de roedores em bairros de Belém-PA..... 50

Figura 11: Imagem de *Rattus norvegicus* e *Rattus rattus* capturados para estudo da helmintofauna zoonótica..... 50

Figura 12: Preparo para procedimentos de necropsias de roedores realizadas no Biotério e no LBCH / ICB-UFPA..... 52

Figura 13: Procedimento de eutanásia de roedor realizada por sangria total com punção cardíaca..... 52

Figura 14: Aspectos gerais de necropsia de *Rattus norvegicus* com fígado parasitado por *Calodium hepaticum*; visão geral do fígado parasitado e microscopia de luz do fragmento do helminto retirado mecanicamente do órgão..... 62

Figura 15: Microscopia de luz de lâminas histológicas do fígado de *Rattus norvegicus* parasitado por *Calodium hepaticum*..... 64

Figura 16: Microscopia de luz de lâminas histológicas do fígado de *Rattus norvegicus* parasitado por *Calodium hepaticum*..... 66

Figura 17: Aspectos Gerais do Pulmão de *Rattus norvegicus* parasitado por *Angiostrongylus cantonensis*..... 69

Figura 18: Microscopia de luz de *Angiostrongylus cantonensis* fêmea retirada da artéria pulmonar de *Rattus norvegicus*..... 74

Figura 19: Microscopia de luz de *Angiostrongylus cantonensis* macho retirado da artéria pulmonar de *Rattus norvegicus*..... 76

Figura 20: Microscopia de luz da porção posterior de *Angiostrongylus cantonensis* macho, retirado de vaso sanguíneo pulmonar de *Rattus norvegicus*..... 78

Figura 21: Ilustração de *Angiostrongylus cantonensis* fêmea, retirada da artéria pulmonar de *Rattus norvegicus*..... 80

Figura 22: Ilustração de *Angiostrongylus cantonensis* macho retirado da artéria pulmonar de *Rattus norvegicus*..... 82

Figura 23: Microscopia eletrônica de varredura de *Angiostrongylus cantonensis* machos e fêmeas retirados de vaso sanguíneo pulmonar de *Rattus norvegicus*..... 84

LISTA DE TABELAS

Tabela 1: Número de casos registrados de leptospirose humana no ano de 2007 na cidade de Belém-PA, em ordem decrescente, com descriminação por bairros..... 48

Tabela 2: Perfil das espécies de hospedeiros capturados de acordo com o bairro, quantidade, sexo, idade e parasitismo por helmintos, durante o período de Janeiro/2009 a Maio/2010..... 59

Tabela 3: Morfometria baseada em sete espécimes machos recuperados do pulmão de *Rattus norvegicus* coletado no bairro do Guamá, Belém-PA..... 71

Tabela 4: Morfometria baseada em sete espécimes fêmeas recuperadas do pulmão de *Rattus norvegicus* coletado no bairro do Guamá, Belém-PA..... 72

Tabela 5: Comparação da morfometria de *Angiostrongylus cantonensis,* retirados de *Rattus norvegicus* em Belém-PA, com as medidas de espécimes encontradas em Escada – Pernambuco (Thiengo *et al.*, 2010), em Akita – Japão (*in* Thiengo *et al.*, 2010) e as descritas por Chen (1935), em Cantão – China..... 92

SUMÁRIO

LISTA DE FIGURAS

LISTA DE TABELAS

RESUMO

ABSTRACT

I INTRODUÇÃO..... 13

1.1 BIOLOGIA E ECOLOGIA DE ROEDORES..... 13

1.2 ROEDORES URBANOS COMO TRANSMISSORES DE DOENÇAS..... 17

1.3 HELMINTOS DE ROEDORES URBANOS..... 19

1.4 PRINCIPAIS HELMINTOS COM POTENCIAL ZOONÓTICO DE ROEDORES URBANOS..... 20

1.4.1 *Rodentolepis nana* (Siebold 1852) (sin. *Hymenolepis nana*) e *Hymenolepis diminuta* (Rudolphi 1819)..... 21

1.4.2 *Trichinella* spp..... 24

1.4.3 *Calodium hepaticum* (Bancroft 1893) (sin. *Capillaria hepatica*)..... 26

1.4.3.1 Infecção humana por *Calodium hepaticum*..... 30

1.4.4 *Angiostrongylus* spp..... 31

1.4.4.1. *Angiostrongylus cantonensis* (Chen, 1935)..... 34

1.4.4.1.1 Infecção humana por *Angiostrongylus cantonensis*..... 37

1.4.4.2 *Angiostrongylus costaricensis* Morera e Céspede, 1971..... 40

1.4.4.2.1 Infecção humana por *Angiostrongylus costaricensis*..... 41

II. JUSTIFICATIVA 44

III OBJETIVOS..... 46

3.1. OBJETIVO GERAL..... 46

3.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS..... 46

IV METODOLOGIA..... 47

4.1 ÁREA DE COLETA DOS ROEDORES..... 47

4.2 CAPTURA DOS HOSPEDEIROS..... 49

4.2.1 Aspectos éticos..... 51

4.3 NECROPSIA DOS ROEDORES..... 52
4.4 COLETA DE HELMINTOS..... 53
4.5 PROCESSAMENTO DE HELMINTOS PARA MICROSCOPIA DE LUZ..... 54
4.6 PROCESSAMENTO DE HELMINTOS PARA MICROSCOPIA ELETRÔNICA DE VARREDURA 54
4.7 PROCESSAMENTO DE TECIDOS PARA HISTOPATOLOGIA..... 55
4.7.1 Processamento para infiltração e inclusão em Parafina..... 55
4.7.2 Processamento para infiltração e inclusão em Historesina® (2-*hydroxyethyl methacrylate*)..... 56
V RESULTADOS ENCONTRADOS..... 58
5.1 ANÁLISE HISTOPATOLÓGICA DE FÍGADO DE *Rattus norvegicus* PARASITADO POR NEMATÓDEO..... 59
5.2. ANÁLISE TAXONÔMICA DE NEMATÓDEO PARASITO DE PULMÃO de *Rattus norvegicus*..... 67
5.2.1 Diagnóstico taxonômico de nematódeos machos e fêmeas, parasitos de pulmão de *Rattus norvegicus*..... 70
VI DISCUSSÃO..... 85
6.1 HELMINTOS PARASITOS DO FÍGADO DE *Rattus norvegicus*..... 85
6.2 HELMINTOS PARASITOS DO PULMÃO DE *Rattus norvegicus*..... 86
VII CONCLUSÃO..... 95
VIII REFERÊNCIAS..... 96
ANEXO I..... 102
ANEXO II..... 103

I INTRODUÇÃO

Ratos urbanos estão amplamente distribuídos no planeta, segundo a Fundação Nacional de Saúde - FUNASA (2002), representando prejuízos econômicos e risco à saúde humana, principalmente pela variedade de patógenos que albergam e disseminam. Para especialistas como Abu-Madi *et al.* (2005), estudos sobre a helmintofauna de ratos urbanos tem sido negligenciada até por helmintologistas.

1.1 BIOLOGIA E ECOLOGIA DE ROEDORES

Roedores representam cerca de 40% de todas as espécies de mamíferos existentes e habitam qualquer ambiente da Terra, que lhes dê condições de sobrevivência, pois apresentam extraordinária variedade de adaptação ecológica, suportando dos climas mais frios aos mais tórridos, de regiões subterrâneas à grandes altitudes, de densas florestas aos ambientes mais estéreis, adaptando-se fisiologicamente a cada região, segundo o Manual de Controle de Roedores da FUNASA (2002).

No ano de 2008, a publicação *Public Health Significance of Urban Pests* da Organização Mundial de Saúde, ressaltou a existência de 2.227 espécies de roedores habitando o planeta Terra, exceto a Antártida e algumas ilhas oceânicas. Algumas destas espécies são consideradas sinantrópicas, por associarem-se ao homem, decorrente das alterações ocorridas em seu ambiente natural. As diversas espécies de roedores sinantrópicos dividem-se em dois grupos: Sinantrópicos Comensais, dependentes do ambiente antrópico e Sinantrópicos Não Comensais ou Silvestres, ainda não inteiramente dependentes do ambiente do homem (FUNASA, 2002).

No meio em que são desenvolvidas atividades econômicas, seja urbano ou rural, predominam os roedores sinantrópicos comensais. Ratos e camundongos identificados nesta categoria são classificados taxonomicamente na Ordem Rodentia; Subordem Sciurognathi, Família Muridae, Subfamília Murinae. As espécies mais conhecidas são *Rattus norvegicus* Berkenhout, 1769, popularmente conhecida como ratazana; *Rattus rattus* Wenyon 1926 ou rato do telhado e *Mus musculus* (Linnaeus, 1758), o camundongo (FUNASA, 2002).

Dentre as 56 espécies do gênero *Rattus*, a espécie *Rattus norvegicus,* conhecida como ratazana, rato de esgoto; gabiru; rato pardo ou rato marrom, historicamente está mais associada à veiculação de doenças e aos danos às habitações humanas e aos estoques de comida (FUNASA, 2002).

Rattus norvegicus (Fig. 1A) são tipicamente generalistas, exibindo ampla adaptação à diversidade de habitats e de alimentos. O adulto possui corpo robusto com 18 a 25 cm de comprimento podendo pesar de 250 a 600 gramas; pêlos ásperos, com coloração em tons de marrom no dorso e cinza ou bege no ventre; orelhas pequenas e arredondadas; olhos de tamanho pequeno em relação ao resto da cabeça. As patas possuem calos lisos e membranas interdigitais e a cauda é grossa e peluda medindo 15 a 21 cm. Os machos geralmente são maiores que as fêmeas. Possuem vida média de 2 a 3 anos e atingem a maturidade sexual entre 60 e 90 dias de idade. A gestação dura de 22 a 24 dias, com 8 a 12 ninhadas por ano. Cada ninhada possui de 8 a 12 filhotes (Fig. 1B), com uma média de sobrevivência por fêmea/ano de 20 filhotes após o desmame (FUNASA, 2002; WHO, 2008).

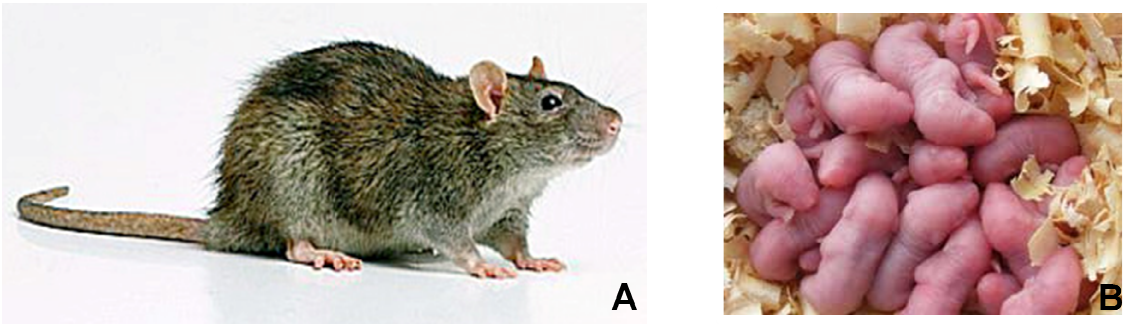


Figura 1: Ilustração de *Rattus norvegicus* adulto (A) e ninhada (B) disponíveis respectivamente em http://www.discoverlife.org e http://www.tamandua.com.br/imagens/filhotes-de-rato.jpg **acessados em 30.07.2009**

Embora possam percorrer grandes distâncias quando necessário, os indivíduos desta espécie têm raio de ação ou território, relativamente curto, raramente ultrapassando os 50 metros. Na área delimitada por seus feromônios constroem seus ninhos e aí se alimentam, procuram e defendem seus parceiros sexuais. Este território é ativamente defendido de intrusos, os quais são expulsos pelos indivíduos dominantes da colônia. (FUNASA, 2002).

Suas colônias agregam até algumas centenas de indivíduos, em territórios definidos, com a presença de dois grupos distintos: os dominantes e os dominados. Em caso de competição com outras espécies, principalmente *Rattus rattus,* a espécie *R. norvegicus* geralmente predomina, devido ao porte e agressividade maiores. A falta de alimento pode levar à competição entre colônias. O comportamento do rato é influenciado pela classificação social que ocupa. Indivíduos de menor *status* social evitam o contato com ratos de *status* mais elevado, visitam diferentes fontes de alimentos e por períodos muito curtos, evitando sofrer agressão (FUNASA, 2002; WHO, 2008).

Rattus norvegicus são mais terrestres que *R. rattus*, estabelecem-se em campos, matas, beira de córregos e de rios, terrenos abandonados, habitações humanas, jardins sem manutenção adequada, redes de esgoto e galerias fluviais, próximos às linhas férreas, depósitos de lixo e entulhos diversos. Qualquer área ocupada por seres humanos é um potencial habitat para o rato marrom. Os esgotos urbanos servem-lhe de habitats perfeitos, pois minimizam as flutuações de temperatura, proporcionando-lhes condições mais frias no

verão e mais quentes no inverno, além de constante fluxo de produtos alimentares, reduzindo inclusive sua prática predatória (FUNASA, 2002; WHO, 2008).

São onívoros oportunistas, consomem, diariamente, 20 a 30g/dia de alimento, oriundo do lixo orgânico, cereais, raízes e carne. Por sua habilidade como nadador, capturaram peixe para seu consumo. Ingerem de 15 a 30 mL de água/dia (FUNASA, 2002; WHO, 2008).

Por sua vez, o *Rattus rattus* ou rato do telhado (Fig. 2A) além de diferente morfologicamente, apresenta comportamento e hábitat bastante distintos de *R. norvegicus*. É menor do que o rato marrom; tem orelhas grandes; cauda escamosa e sem pêlo, com o comprimento superior ao do corpo. Sua pelagem grossa varia do preto ao marrom escuro ou cinza-amarronzado no dorso e um cinza pálido no ventre. Nesta espécie, os machos também são maiores do que fêmeas (WHO, 2008).

Rattus rattus preferem viver nas superfícies altas das construções, em forros, telhados e sótãos, onde constroem seus ninhos, descendo ao solo em busca de alimento e água. Tendem mais a viver no interior das habitações. Vivem em colônias de indivíduos com laços de parentesco; o tamanho depende dos recursos existentes no ambiente. São mais ágeis que a ratazana e tendem a ter maior raio de ação, devido à maior habilidade em escalar superfícies verticais e à facilidade com que andam sobre fios, cabos e galhos de árvores (FUNASA, 2002).

Apesar de onívoros, a dieta do *R. rattus* baseia-se mais em frutas, grãos e sementes (Fig. 2B). Na ausência destes, recorrem ao lixo e a insetos ou carcaças de animais (WHO, 2008).

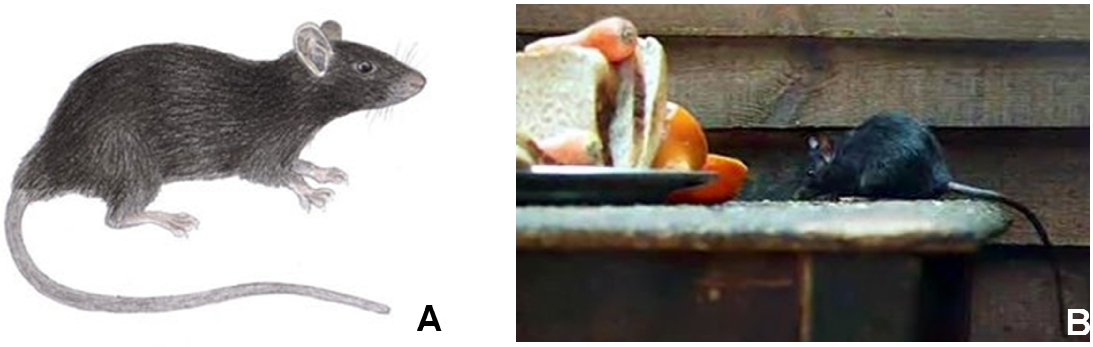


Figura 2: Ilustração de *Rattus rattus* adulto (A) e seu acesso a alimentos no interior de habitação humana (B). Imagens retiradas respectivamente de http://r8.interface1.net/rattus/rattus04.jpg e http://www.history.stir.ac.uk acessadas em 02.08.2009

A dispersão de *R. rattus* em zonas urbanas tem sido facilitada pelas características de verticalização das grandes cidades, aliada aos modelos de construção e decoração dos modernos prédios de escritórios, com forros falsos e galerias técnicas para passagem de fios e cabos, permitindo o abrigo e a movimentação vertical e horizontal desta espécie. Em algumas cidades brasileiras, como o Rio de Janeiro e São Paulo, a presença do *R. rattus* é cada vez mais comum e predominante em bairros onde, anteriormente, a ratazana dominava. Possivelmente pelo fato dos programas serem direcionados ao controle desta espécie (FUNASA, 2002).

1.2 ROEDORES URBANOS COMO TRANSMISSORES DE DOENÇAS

A Organização Mundial de Saúde (2008) cita Nowak (1999) que imputou às zoonoses carreadas por roedores sinantrópicos comensais o maior número de morte humana do que em todas as mortes ocorridas em guerras até então. Na Europa a Peste Negra ceifou a vida de um terço de sua população, após a chegada de ratos contaminados com a bactéria *Yersinia pestis* (sin. *Pasteurella pestis*), entre os anos de 1346 e 1352, quando as condições de higiene das

cidades européias eram precárias, o esgoto corria a céu aberto e o lixo acumulava-se nas ruas, favorecendo a proliferação dos roedores (KEELING e GILLIGAN, 2000; REZENDE, 2002).

No Brasil, a peste entrou pelo porto de Santos-SP em 1899 e propagou-se a outras cidades litorâneas. A partir de 1906 foi banida dos centros urbanos, persistindo em pequenos focos endêmicos residuais na zona rural (KEELING e GILLIGAN, 2000; REZENDE, 2002).

Quanto maior o contato entre humanos e a população de ratos, maior o potencial de transmissão de seus parasitos ao homem e aos seus animais domésticos, ocorrendo, ainda, variações sazonais em casos de zoonoses emergentes ou re-emergentes (BEHNKE *et al.* 2001). Contribuem também para o aumento dos níveis de alérgenos. Além disso, a simples consciência da presença de ratos em torno de uma habitação, por si só, pode ser uma fonte de ansiedade para seus ocupantes, afetando sua saúde mental (WHO, 2008).

Webster e MacDonald (1995) lembram que, além da peste negra disseminada pela pulga *Xenopsylla cheopis* (Rothschild, 1903), ocorrem outras doenças graves que afetam à saúde humana, como tifo murino; varíola e febre maculosa, transmitidas por ectoparasitos de ratos.

A presença de parasitos de roedores sofre influência de fatores extrínsecos: como habitat e estação do ano e também fatores intrínsecos, como sexo do hospedeiro, idade, status reprodutivo e imunológico (BEHNKE *et al.* 2001).

Um levantamento realizado por Webster e MacDonald (1995), no Reino Unido, com 510 roedores da espécie *Rattus norvegicus* detectou que 100% dos animais estavam parasitados por pulgas, 67% por ácaros e 38% por piolhos, além da detecção de 23 espécies de endoparasitos helmintos, 13 dos quais com potencial zoonóticos, algumas, sendo descritas pela primeira vez em ratos.

Abu-Madi *et al.* (2005) verificaram que as pesquisas de helmintos de ratos urbanos tem sido negligenciada pelos helmintologistas e assinala serem poucos os estudos sobre a

taxonomia de helmintos parasitos de *R. norvegicus*, principalmente por estes estarem sempre expostos à extensa gama de micro e macroparasitos potencialmente infecciosos para a saúde humana.

1.3 HELMINTOS DE ROEDORES URBANOS

Levantamentos realizados por Harkema (1936), Webster e MacDonald (1995), Vicente *et al*. (1997) e Abu Madi (2001) descrevem a ocorrência de helmintos em roedores na América do Norte, no Reino Unido, Egito, Malásia, Kwait, Coréia, Qatar e um modesto levantamento no Brasil. Estes trabalhos listam a presença de uma fauna rica e diversificada de espécies de helmintos em populações de *Rattus norvegicus* e *R. rattus,* composta por espécies dos Filos Nematoda, o mais frequente, Plathyhelminthes – Classes Cestoda e Trematoda e, Filo Acanthocephala.

A Organização Mundial de Saúde (2008) cita os trabalhos de Battersby, Parsons e Webster (2002) que relatam a prevalência de *Capillaria* spp. (Zeder, 1800), *Toxocara cati* (Zeder, 1800)*, Rodentolepis nana* (Von Siebold*,* 1852) (sin*. Hymenolepis nana*), *Hymenolepis diminuta* Rudolphi, 1819 e *Taenia solium* Linnaeus, 1758.

As comunidades de helmintos de roedores podem ser numerosas ou drasticamente limitadas, de acordo com as características ambientais de origem dos animais, tais como, áreas suburbanas; rurais; próximas a coleções de água; plantações; florestas ou depósitos de lixo a céu aberto.

Os trabalhos de Harkema (1936); Webster e MacDonald (1995) e Vicente *et al*. (1997) listam os hemintos a seguir encontrados infectando ratos urbanos:

A) Nematoda: *Aspiculuris tetraptera* (Nitzsch, 1821), *Capillaria gastrica* (Baylis, 1926), *Calodium hepaticum* (Bancroft, 1893) Travassos, 1915 (sin*. Capillaria hepatica*),

Filaria obtusa (Froelich, 1791) (sin. *Protospirura muris*) (Gmelin, 1790); *Eucoleus gastricus* (Baylis, 1926), *Gongylonema neoplasticum* (Fibiger e Ditlevsen, 1914), *Heligmosomum vexillatum* (Hall, 1916), *Heteroxynema muris* (Vaz e Pereira, 1934), *Heterakis spumosa* Schneider, 1866, *Litomosoides norvegicus* (Dikmans, 1935), *Litomosoides carinii* (Travassos, 1919), *Nippostrongylus muris* (Yokogawa, 1920), *Nippostrongylus brasiliensis* (Travassos, 1914), *Physaloptera columbiana* (Cram, 1926) (sin. *Protospirura columbiana*), *Physaloptera muris* (Gmelim, 1790) (sin. *Protospirura muris*), *Strongyloides ratti* Sandground, 1925, *Strongyloides venezuelensis* Brumpt, 1925, *Syphacia muris* (Yamaguti, 1935) *Syphacia obvelata* (Rudolphi, 1802), *Toxocara cati*, *Trichinella spiralis* (Owen, 1835), *Trichosomoides crassicauda* (Bellinghan, 1845).

B) Cestoda: *Catenotaenia pusilla* (Goeze 1782), *Hymenolepis diminuta* (Rudolphi 1819), *Rodentolepis nana* (Siebold 1852) (sin. *Hymenolepis nana*), *Hymenolepis fraterna* (Stiles 1906), *Mesocestoides lineatus* (Goeze 1782), *Multiceps serialis* (Gervais 1847), *Taenia hydatigena* (Pallas 1766), *Taenia pisiformis* (Bloch 1780), *Taenia taeniaeformis* (Batsh 1786).

C) Trematoda: *Heterechinostomum magnovatum* (Stunkard e Haviland 1924).

D) Acanthocephala: *Moniliformis moniliformis* (Bremser 1811).

1.4 PRINCIPAIS HELMINTOS COM POTENCIAL ZOONÓTICO DE ROEDORES URBANOS.

Destacam-se, pelo papel zoonótico, distribuição geográfica mundial e patogenicidade, os helmintos: *Rodentolepis nana* (Siebold 1852) (sin. *Hymenolepis nana*); *Hymenolepis diminuta* (Rudolphi 1819); *Trichinella spiralis* (Owen, 1835); *Calodium hepaticum* (Bancroft,

1893) (sin. *Capillaria hepatica*); *Angiostrongylus cantonensis* (Chen, 1935) e *Angiostrongylus costaricensis* Morera e Céspede, 1971, para os quais será dada ênfase a respeito de seus ciclos biológicos, distribuição e forma de transmissão.

1.4.1 *Rodentolepis nana* (Siebold 1852) (sin. *Hymenolepis nana*) e *Hymenolepis diminuta* (Rudolphi 1819)

Rodentolepis nana e *Hymenolepis diminuta* são dois cestódeos de ocorrência mundial, infectando *Rattus norvegicus*, principal hospedeiro. Ambas as espécies podem infectar humanos, sobretudo, crianças, segundo Webster e MacDonald (1995). O levantamento do parasitismo na população urbana de *R. norvegicus* dos subúrbios de Doha - Qatar, Oriente Médio realizado por Abu-Madi *et al* (2001) chama a atenção para a prevalência de *Hymenolepis diminuta*.

Humanos contraem *Rodentolepis nana* ingerindo alimentos contaminados com fezes de rato contendo ovos deste helminto ou ingerindo inseto infectado com a larva cisticercóide. Rey (2008) classifica como frequente a infecção humana por *R. nana*. O ciclo deste cestódeo (Fig. 3) pode ser heteroxeno, o mais frequente, ou completa-se de ovo a adulto em um único hospedeiro (WEBSTER e MaCDONALD, 1995).

Segundo Rey (2008), a presença dos ovos nas fezes do indivíduo infectado é abundante, facilitando a contaminação de um novo hospedeiro pela ingestão destes ovos; o embrião hexacanto é então liberado, invade a mucosa intestinal e se mantém nas vilosidades do jejuno; após quatro dias produz a larva cisticercóide, com escolex invaginado; em doze dias esta larva migra para o íleo, desinvagina o escólice e fixa-se à parede intestinal, seu habitat definitivo. A fecundação em geral é cruzada e este ciclo ocorre em cerca de um mês (REY, 2008).

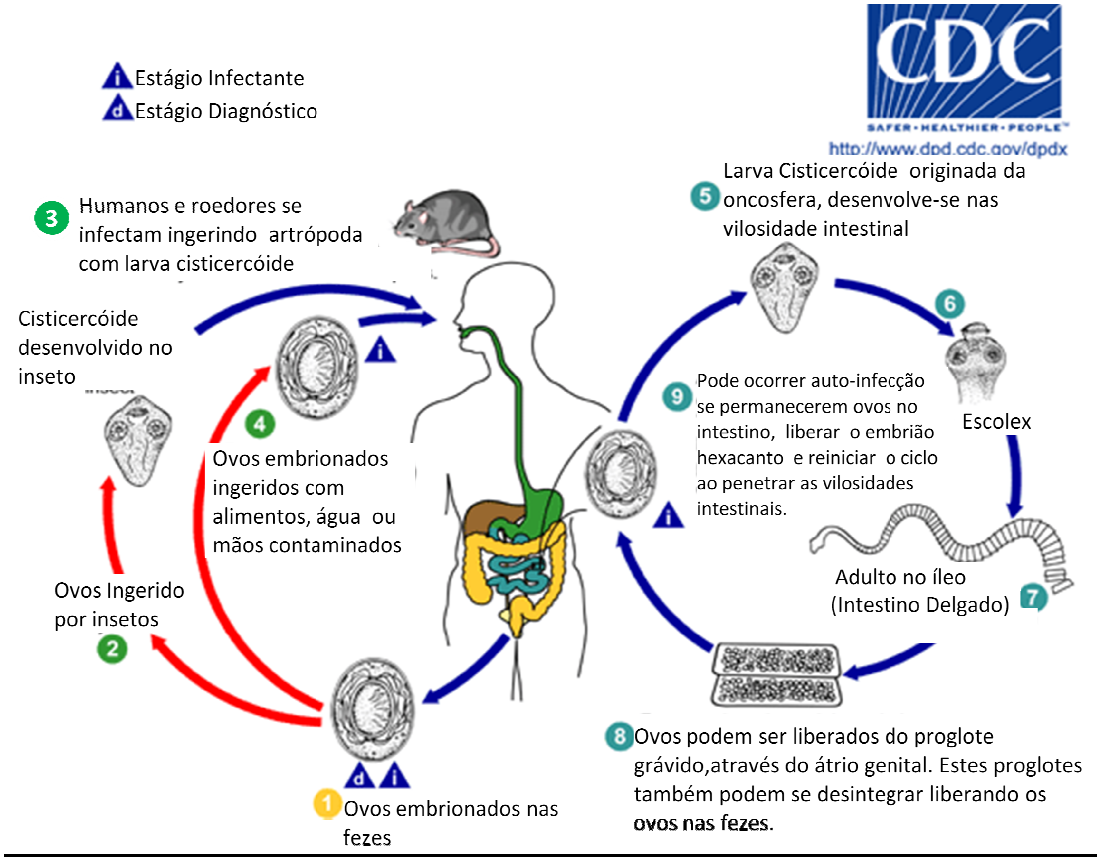


Figura 3: Ciclo biológico de *Rodentolepis nana* (sin. *Hymenolepis nana*): ovos embrionados (oncosfera) são liberados nas fezes (1) e ingeridos pelo hospedeiro intermediário, um artrópode (2), no interior do qual a larva cisticercóide se desenvolve. O hospedeiro definitivo (roedor ou humano) se infecta ao ingerir o inseto com a larva cisticercóide (3) ou ao ingerir água ou alimento contaminado com o ovo embrionado (4). A larva se desenvolve nas vilosidades intestinais (5) e exterioriza seu escolex (6). O verme adulto, localizado no íleo (7) e neste local inicia a liberação dos ovos de dentro dos proglotes grávidos para as fezes, através do átrio genital ou da desintegração destes proglotes (8). Pode ocorrer a auto-infecção se os ovos permanecem no intestino e liberarem o embrião hexacanto, reiniciando o ciclo. Adaptado do site do Centers for Disease Control and Prevention - CDC, acessado em 04.08.09.

Rey (2008) também destaca o registro de indivíduos infectados com 2.000 a 7.000 helmintos, sugerindo auto-infecção, quando larvas eclodem dos ovos na luz intestinal ou há reinfecção externa, facilitada pelo prurido anal acompanhada pelo ato de coçar, principalmente em criança com hábito de levar a mão suja à boca.

A infestação de *Rodentolepis nana* desencadeia no hospedeiro um processo de infiltrado linfocitário, alteração da mucosa intestinal, causando pequenas ulcerações. A eosinofilia é de 4 a 15% e a sintomatologia clínica caracteriza-se por sintomas gastrointestinais, anorexia, perda de peso, inquietação e prurido. Casos mais graves podem

produzir, mais frequentemente em crianças, toxemia, dor abdominal, diarréia, vômito, cefaléia, tontura, insônia, convulsões (REY, 2008).

Sua ocorrência é mundial, mais frequente em regiões de clima temperado ou subtropical do sul da Europa, Norte da África, Oriente Médio e Índia. Na América Latina, foram registradas altas taxas em crianças da Argentina, Chile, Equador, Nicarágua e México. No Brasil, os Estados da região Sul têm prevalência mais elevada (REY, 2008).

Hymenolepis diminuta, também conhecida como "tênia do rato" vive mais que *Rodentolepis nana*, mas apresenta-se em menor número em cada hospedeiro, seja rato ou homem. Rey (2008) considera sua importância médica quase nula, pois a sintomatologia de seu parasitismo varia de ausente a leve, caracterizado por diarréia, mais frequente em crianças.

Exame dos ovos permite o diagnóstico diferencial entre *Rodentolepis nana* e *Hymenolepis diminuta*, embora, em ambas as espécies, estes ovos apresentem-se com revestimento duplo e embrião presente, diferenciam-se no tamanho. *Rodentolepis nana* tem ovos menores, com filamentos enovelados em dois pólos opostos, ausente nos ovos de *H. diminuta* (Rey, 2008).

O ciclo de vida de *Hymenolepis diminuta* (Fig. 4) é heteroxeno, exige dois hospedeiros. O hospedeiro definitivo contamina-se ao ingerir o hospedeiro intermediário, representados por besouros de cereal ou pulgas, presentes em alimentos (WEBSTER e MaCDONALD, 1995; ABU-MADI *et al*, 2001; REY, 2008).

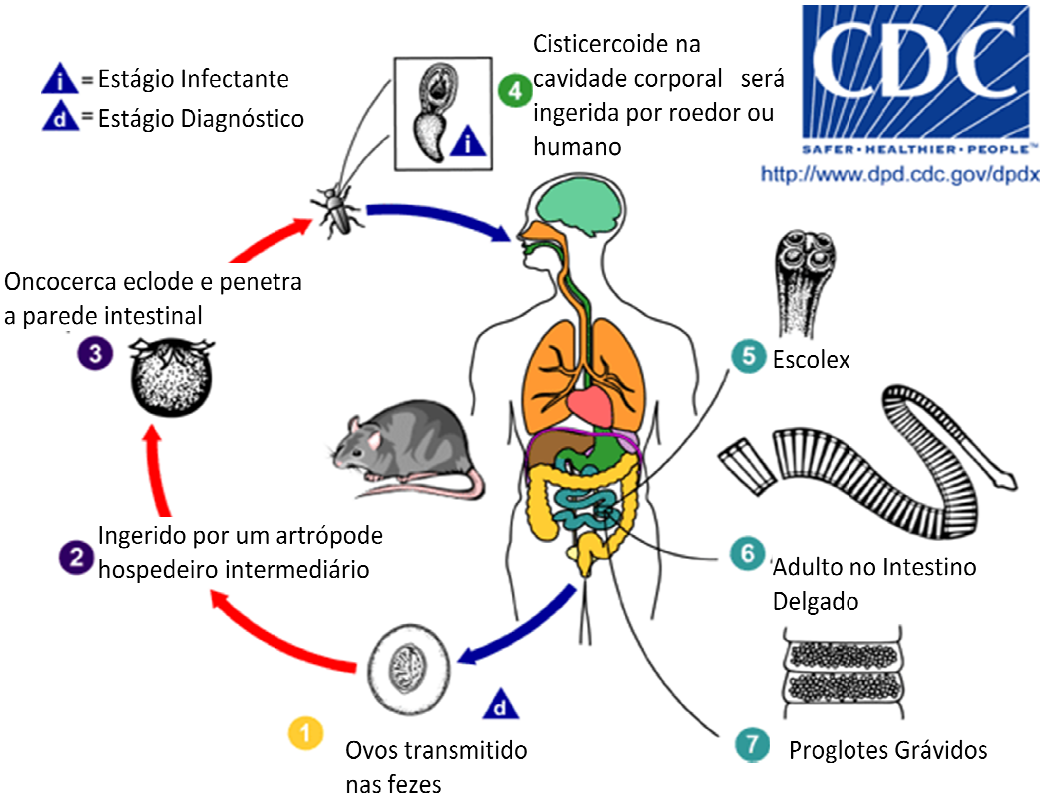


Figura 4: Ciclo biológico de *Hymenolepis diminuta*. Ovos embrionados nas fezes (1) são ingeridos pelo hospedeiro intermediário, um artrópode (2), no interior do qual a larva cisticercoide penetra a parede intestinal (3). O hospedeiro definitivo (roedor ou humano) se infecta ao ingerir o inseto parasitado com esta larva (4). Neste novo hospedeiro o parasito exterioriza seu escolex (5), sua fase adulta habita o Intestino Delgado (6) onde se desenvolvem os proglotes grávidos (7) que liberarão os ovos através das fezes no meio externo. Adaptado do site do Centers for Disease Control and Prevention - CDC, acessado em 04.08.09

1.4.2 *Trichinella* spp

Trichinella spp são nematódeos intracelulares capazes de infectar carnívoros e onívoros de sangue quente. Até 2001 foram reconhecidas oito espécies do gênero *Trichinella*: *T. spiralis; T. nativa; T. britovi; T. pseudospiralis; T. murrelli; T. nelsoni; T. papuae* e *T. zimbabwensis*. (POZIO e KAPEL, 1999; MURRELL *et al*., 2000; POZIO *et al.*, 2001).

Suínos domésticos são seus principais reservatórios de *Trichinella spiralis*, mas roedores do gênero *Rattus* veiculam a espécie disseminando-a na criação ou entre criações. Krivokapich *et al.* (2006) realizaram um levantamento na Argentina, entre 1996 e 2005, em

municípios onde a trichinelose humana é endêmica, causada por *T. spiralis*. Estes autores encontraram larvas do parasito em 247 animais, entre silvestres, domésticos e sinantrópicos, dentre estes, tatus, porcos, cães e gatos domésticos. Em ratos do gênero *Rattus* a taxa de infecção foi de 33%.

A espécie humana adquire *Trichinella spiralis* pelo consumo de carne de suíno crua ou mal cozida contendo suas larvas. A triquinelose é uma zoonose de ampla distribuição mundial (DESPOMIER, 1993; GAMBLE *et al*., 1999; POZIO e KAPEL, 1999; MURRELL *et al*., 2000; POZIO, 2000; POZIO *et al.*, 2001; DAGUER, GENIZ e SANTOS, 2005). Seu ciclo é reproduzido na Figura 5 a seguir:

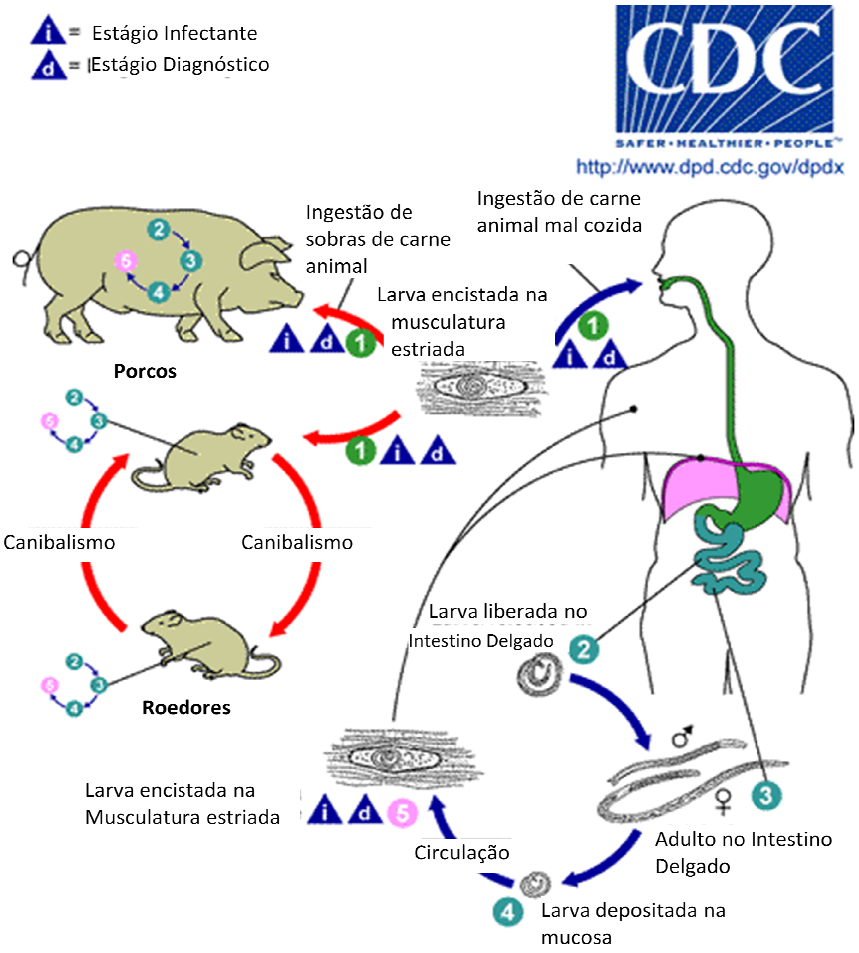


Figura 5: Ciclo biológico de *Trichinella spiralis*. O hospedeiro definitivo (humano, suíno ou roedor) contamina-se ingerindo carne crua ou mal cozida, infectada pelo helminto (1). A larva é liberada no intestino delgado (2) onde atinge a maturidade sexual, na fase adulta e se reproduz (3). As larvas da 2ª geração do helminto são depositadas na mucosa intestinal (4) de onde migram pela corrente circulatória para encistarem-se na musculatura estriada e no diafragma (5). Em roedores o ciclo é também mantido pela prática do canibalismo. Adaptado do site do Centers for Disease Control and Prevention - CDC, acessado em 04.08.09**.**

Na América do Sul, especificamente na Argentina, a triquinelose é um problema de saúde pública importante, com casos humanos notificados em 18 de suas 23 províncias, sendo registrados entre 1990 e 1999, 5.217 casos humanos causados pela ingestão de carne de porco ou seus produtos derivados (KRIVOKAPICH *et al.,* 2006).

No Brasil, em 1979 Paim e Côrtes pesquisaram a presença de *Trichinella spiralis* em ratos capturados na zona portuária de Santos – SP. No total foram 509 roedores, a maioria *Rattus norvegicus*, não sendo encontrado nenhum infectado por este nematódeo, o que foi julgado pelos autores como sem explicação lógica, dada as condições favoráveis para a helmintíase, tanto humana como em animais, por se tratar de área propícia ao ingresso de roedores provenientes de outras regiões, inclusive daquelas infestadas.

Daguer *et al*. (2005) fez um levantamento em suínos abatidos sob inspeção durante os anos de 2002 a 2005 na cidade de Palmas, Estado do Paraná. No total, foram estudados 3.774 animais adultos, provenientes de 68 municípios dos três Estados da região Sul do Brasil – Paraná, Santa Catarina e Rio Grande do Sul, e também não foi encontrado *Trichinella spiralis* nos músculos masseter, base da língua e diafragma, submetidos à digestão artificial, técnica utilizada segundo recomendações européias.

1.4.3 *Calodium hepaticum* (Bancroft 1893) (sin. *Capillaria hepática*)

Calodium hepaticum (Bancroft 1893) é um nematódeo pertencente à Superfamília Trichuroidea, Família Trichuridae (CHITWOOD e CHITWOOD, 1974; GALVÃO, 1979; CROSS, 1992).

A Superfamília Trichuroidea caracteriza-se, segundo Cross (1992), por apresentar sua porção anterior mais delgada, semelhante a finos filamentos e a porção posterior ligeiramente

mais espessa, algumas vezes, menor. O macho com espículo único, com ou sem bainha. A fêmea apresenta a vulva localizada na junção das metades anterior e posterior do corpo.

O esôfago é constituído de uma pequena camada muscular envolvida por uma fileira de células secretoras chamadas esticócitos, formando uma estrutura glandular também conhecida como esticossomo, importante característica de *C. hepaticum* (CROSS, 1992; KLENZAK *et al*, 2005).

O ciclo de vida dos helmintos da Superfamília Trichuroidea é classificado por Chitwood e Chitwood (1974) como simples, no qual o embrionamento dos ovos ocorre fora do hospedeiro; os ovos albergando a larva de primeiro estágio (L1), providas de estilete oral, são a forma de contaminação para um novo hospedeiro. Após a deglutição do ovo as larvas eclodem e migram para a corrente sanguínea, dirigindo-se para seu local de desenvolvimento. Não há nenhum desenvolvimento preliminar em outras partes do corpo.

Segundo Chitwood e Chitwood (1974), cada espécie de helminto da Superfamília Trichuroidea apresenta tropismo por algum órgão em particular e este órgão pode ser o esôfago, estômago, intestino delgado, ceco, cólon, árvore respiratória, fígado, baço, bexiga ou epitélio.

Calodium hepaticum é um trichurídeo parasito de parênquima hepático de mamíferos. Segundo Galvão (1981), não foi descrita nenhuma espécie de mamífero resistente a este nematódeo, incluindo humanos; entretanto, é encontrado com maior frequência em roedores, considerados seus principais hospedeiros ou reservatório primário (BARRET e GORDON, 1972; FARHANG-AZAD e SCHLITTER, 1978; GALVÃO, 1979; FERREIRA e ANDRADE, 1993; REPERANT e DEPLAZES, 2005; BERENGUER, 2006; NABI *et al*., 2007; RESENDES *et al.*, 2009 e LI *et al.*, 2010). A prevalência de *C. hepaticum* entre roedores pode atingir 100% (OKULEWICZ *et al.*, 2003; REPERANT e DEPLAZES, 2005; RESENDES *et al.*, 2009).

A infecção geralmente é acidental, seu ciclo (Fig. 6) inicia-se pela ingestão de alimento ou água contaminada por ovos embrionados de *Calodium hepaticum*; as larvas eclodem dos ovos no ceco, atravessam o sistema porta e alcançam o fígado, onde o parasito atinge a maturidade, deposita seus ovos e ali permanecem até sua morte (GALVÃO, 1981; RESENDES *et al.*, 2009). O número de ovos depositados no fígado pode chegar a milhares (SAWAMURA *et al.*, 1999).

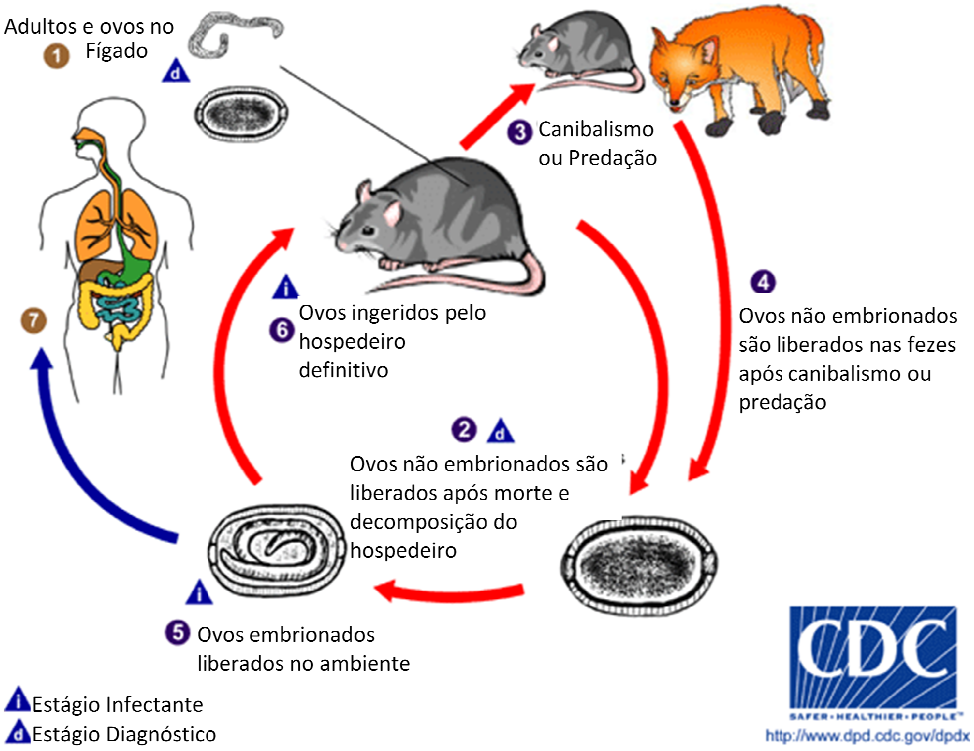


Figura 6: Ciclo biológico de *Calodium hepaticum*. Formas larvais, adulta e ovos não embrionados apresentam-se inserida no parênquima do fígado do roedor (1), Ovos são liberados no ambiente apenas com morte do hospedeiro e a decomposição de sua carcaça (2) ou, quando este hospedeiro é ingerido por seu predador ou outro indivíduo de sua espécie, na prática do canibalismo (3). Os ovos então ainda não embrionados são liberados no ambiente através das fezes (4), tornam-se embrionados (5) e aptos a infectar um novo hospedeiro roedor (6) ou humano (7). Adaptado do site do Centers for Disease Control and Prevention - CDC, acessado em 04.08.09.

Segundo Galvão (1981), larvas de primeiro estádios já são vistas, no ceco e no fígado, 52 horas após a ingestão de ovos embrionados; entre o terceiro e sétimo dia, estas larvas evoluem para o segundo estádio (L2); a partir do quinto dia é possível detectar larvas de terceiro estádio (L3) e, a partir do nono dia, já há presença de larvas de quarto estágio (L4); finalmente, por volta do décimo quinto dia, os vermes atingem a maturidade, com tamanho

100 vezes maior que o inicial; cerca de 21 dias após a infecção, as fêmeas dos parasitos já estão repletas de ovos; fêmeas parasitas, com idade de um mês de vida, começam a desintegrar-se propiciando a liberação de seus ovos.

Chitwood e Chitwood (1974) chama a atenção para o fato da passagem do helminto pelo ceco em direção ao fígado, que pode ocorrer em apenas 6 horas de infecção e, ainda que excepcionalmente, as larvas podem penetrar a cavidade abdominal ou migrar para os pulmões. Segundo Sawamura *et al.* (1999), estas larvas podem ser transportadas para o baço ou outros órgãos, entretanto, morrem quase imediatamente.

A dispersão dos ovos no ambiente ocorre com a morte do hospedeiro e a desintegração de sua carcaça. Quando ocorre a ingestão desta carcaça por seu predador, este dispersa os ovos no ambiente através das fezes. Isto ocorre porque os ovos ingeridos diretamente do hospedeiro não estão embrionados, passam direto pelo tubo digestivo do predador e são liberados sem causar infecção. Esta passagem também é conhecida como infecção espúria. A prática do canibalismo entre roedores é considerada a principal forma de manutenção do ciclo de *C. hepaticum* (GALVÃO, 1981; SAWAMURA *et al.*, 1999; NABI *et al.*, 2007; RESENDES *et al.*, 2009).

Calodium hepaticum ocorre mundialmente, em regiões de climas e condições ambientais diversas, já foi descrito na África, Ásia, Europa e Américas, por Farhang-Azad e Schlitter (1978); Galvão (1981); Reperant e Deplazes (2005) e Resendes *et al.* (2009). Seus ovos suportam até seis meses de inverno em regiões geladas como no Canadá e, em regiões com clima mais ameno, a durabilidade destes ovos pode se estender até 25 meses. Em uma temperatura média de 27 a 30ºC, ovos embrionados sobrevivem por 29 dias. Se a temperatura for de 15ºC, estes ovos podem resistir até 60 dias (GALVÃO, 1981).

1.4.3.1 Infecção humana por *Calodium hepaticum*

A espécie humana é uma das espécies de mamíferos suscetível ao *Calodium hepaticum*, embora a infecção humana seja considerada evento raro (FARHANG-AZAD e SCHLITTER, 1978; GALVÃO, 1979; 1981 FERREIRA e ANDRADE, 1993; REPERANT E DEPLAZES, 2005; NABI *et al.*, 2007; RESENDES *et al.*, 2009).

Farhang-Azad e Schlitter (1978) opinam, porém, que a descrição de infecções humanas, em diferentes partes do mundo, indica ser mais comum que o suposto, principalmente devido aos roedores sinantrópicos comensais serem os principais hospedeiros de *C. hepaticum* e viverem associados ao homem, repercutindo em potencial risco. Fator de risco maior em crianças até cinco anos de idade, segundo Reperant e Deplazes (2005) e Resendes *et al.* (2009).

Galvão (1979; 1981) e Ferreira e Andrade (1993) também questionam a raridade de ocorrência de *C. hepaticum* em humanos, tomando como parâmetro as condições ambientais de grande parte da população pobre, propícias à disseminação desta infecção. Galvão (1981) ressalta ainda o desconhecimento a respeito deste helminto por parte dos médicos e, por este motivo, seu diagnóstico especifico ocorre apenas em casos graves, em sua maioria, fatais.

Em 2009, Resendes também fez referência à presença de densas populações de roedores como fator predisponente para infecções humanas, agravada por práticas insalubres, falta de higiene, geofagia ou o simples contato com o solo, seguido pelo contato com a boca.

Para Sawamura *et al*. (1999) e Resendes *et al.* (2009) esta zoonose, além de subestimada no homem, passa despercebida ou é confundida com outras hepatites granulomatosas, como tumores cancerígenos no fígado ou, ainda, descrita como uma síndrome de febre crônica, associada à eosinofilia, hepatomegalia e fibrose hepática. A

sintomatologia clínica varia em intensidade, de subclínica a severa e seu desfecho pode ser fatal, segundo Sawamura *et al* (1999).

A infecção por *Calodium hepaticum* caracteriza-se por intensa eosinofilia, com elevação de até 85% em sua taxa; febre e hepatomegalia. Casos humanos podem passar despercebidos, por este motivo Galvão (1981) sugere maior atenção aos casos de eosinofilia, hepatomegalia e presença de granulomas inespecíficos no fígado.

O diagnóstico diferencial deve ser feito com larva *migrans* visceral através de biopsia, hepatite por ameba e ascaridíase no fígado, infestações difusa por *Strongyloides stercoralis* Bavay, 1876 e hepatite piogênica (GALVÃO, 1981; SAWAMURA *et al.*, 1999).

Segundo Reperante e Deplazes (2005) e Resendes *et al*. (2009), o diagnóstico da infecção por *C. hepaticum* se baseia na presença de ovos com opérculos bipolar com *plugs*, característicos deste parasito, demonstrado na Figura 6 ou pela presença do nematódeo adulto ou em fase larvar no parênquima hepático, observado por biopsia ou por necropsia.

No Brasil, Sawamura *et al*. (1999) descreveu três casos de capilaríase em crianças no Estado de São Paulo e Camargo *et al.* (2010) fez o levantamento da presença do *C. hepaticum* em uma população ribeirinha do Estado de Rondônia, localidade de Rio Preto, registrando a primeira ocorrência de infecção humana por *Calodium hepaticum* na Amazônia brasileira.

1.4.4 *Angiostrongylus* spp.

O gênero *Angiostrongylus* Kamensky, 1905, segundo Ubelaker (1986), apresenta importância médica e veterinária, apresentando relevância em saúde pública e para a economia. São parasitos de sistema circulatório pulmonar e cardíaco ou das veias mesentéricas de seus hospedeiros definitivos (URQUHART *et al.*, 1996). Estes hospedeiros são representados por carnívoros, roedores e marsupiais (VICENTE *et al.,* 1997).

Angiostrongylus pertence a Classe Nematoda, Ordem Strongylidea Diesing, 1851, Superfamilia Metastrongyloidea Cram, 1927, Família: Angiostrongylidae (Böhm e Gebauer, 1934) (UBELAKER, 1986; URGUHART, 1996).

Em 1952 Skrjabin *et al.* dividiram as espécies de *Angiostrongylus*, classificadas por Dougherty (1946) em quatro gêneros: *Angiostrongylus* (*A. vasorum*, *A. raillieti*, *A. tateronae* e *A. ten*); *Rattostrongylus* (*R. cantonensis*); *Angiocaulus* (*A. gubernaculatus*) e *Rodentocaulus* (*R. ondatrae*), classificação também usada por Yamaguti (1961) (DROZDZ, 1970).

A revisão sistemática do gênero *Angiostrongylus* realizada por Drozdz (1970) dividiu-o em dois gêneros: *Angiostrongylus* e *Stefankostrongylus* (*S. michigaensis* Ash, 1967; *S. soricis* Sołtys, 1954 e *S. blarini* Ogren, 1954), criando para o gênero *Angiostrongylus* os subgêneros *Angiostrongylus* e *Parastrongylus*, comumente citado em artigos posteriores a esta divisão.

Kinsella, em 1971, apresentou uma chave para identificação das espécies de *Angiostrongylus*, na qual apresenta as espécies *A. michiganensis* Ash, 1967; *A.soricis* Soltys, 1954; *A. blarini* Ogren, 1954; *A. cantonensis* (Chen, 1935) Dougherty, 1946; *A. tateronae* (Baylis, 1928) Dougherty, 1946; *A. sandarsae* Alicata, 1968; *A. schmidti* n. sp.; *A. mackerrasae* Bhaibulaya, 1968; *A. sciuri* Merdevenci, 1964; *A. vasorum* (Baillet, 1866) Kamensky, 1905; *A. chabaudi* Biocca, 1957 e *A. gubernaculatus* Dougherty, 1946.

Nesta chave, Kinsella (1971) utiliza, como primeiro parâmetro para classificação das espécies, o tamanho do raio dorsal, variando em expandido ou curto; seguida pela diferenciação que faz do comprimento do espículo; relação de tamanho entre raios ventroventral e ventrolateral; largura do raio anterolateral em comparação aos demais raios laterais; a localização do ânus e da vulva das fêmeas em relação à extremidade caudal também diferencia as espécies.

Em 1986, Ubelaker estabeleceu a sistematização dos angiostrongilídeos de acordo com a morfologia de sua bolsa copuladora e reorganizou as espécies em cinco gêneros:

A) *Angiostrongylus* Kamensky (1905) (sin. *Haemostrongylus* Railliet e Henry, 1907);

B) *Parastrongylus* Baylis, 1928 (sin. *Pulmonema* Chen, 1935; *Rattostrongylus* Shulz, 1951, *Morerastrongylus* Chabaud, 1972, *Chabaudistrongylus* Kontrimavichus e Delyamure, 1979);

C) *Angiocaulus* Shulz, 1951 (sin. *Cardionema* Yamaguti, 1941).

D) *Rodentocaulus* Schulz, Orlov e Kutass, 1933).

E) *Gallegostrongylus* Mas-Coma, 1977 (sin. *Thaistrongylus* Ohbayashi, Kamiya e Bhaibulaya, 1979 n. sin.)

Costa *et al*. (2003) em seu trabalho de redescrição de *Angiostrongylus vasorum*, também fizeram uma revisão sistemática das espécies atribuídas aos gêneros *Angiostrongylus* Kamensky, 1905 e *Angiocaulus* Schulz, 1951, levando em consideração a divisão estabelecida por Dougherty (1946), que definiu sete espécies para o gênero *Angiostrongylus*: *A. vasorum* (Baillet, 1866); *A. raillieti* (Travassos, 1927); *A. taterone* (Baylis, 1928); *A. cantonensis* (Chen, 1935); *A. ondatrae* (Schulz, Orlow & Kutass, 1933); *A. gubernaculatus*, *A. ten* Yamaguti, 1941. De acordo com Vicente *et al.* (1997), *Angiostrongylus vasorum* é a espécie tipo.

Costa *et al.* (2003) esclarecem que, em 1951, Schulz criou o gênero *Rattostrongylus*, para o qual transferiu a espécie *Angiostrongylus cantonensis* e criou também o gênero *Angiocaulus*, no qual inseriu a espécie *Angiostrongylus gubernaculatus.*

A ocorrência de espécies do gênero *Angiostrongylus* vem sendo registrada no Brasil em diferentes hospedeiros, parasitando diferentes órgãos, tais como: *A. costaricensis* Morera e Céspedes, 1971, encontrado em intestino delgado de humanos nos Estados de São Paulo, Paraná, Rio Grande do Sul e Distrito Federal; *A. raillieti* Travassos, 1927, no ventrículo

direito e pulmão de cães domésticos no Estado do Rio de Janeiro; *A. vasorum* (Railliet, 1866) Kamensky, 1905, retirado de pulmão de cão no Estado de Minas Gerais; Larvas com perfil genético de *A. cantonensis* obtidas de caramujos *Achatina fulica* no Estado de São Paulo, por Caldeira (2007) e em Pernambuco, por Thiengo *et al.* (2010).

1.4.4.1. *Angiostrongylus cantonensis* (Chen, 1935)

Metastrongilideo com potencial zoonótico, parasito de pulmão de roedores, principalmente de *Rattus*, hospedeiro natural de *Angiostrongylus cantonensis*, importante agente etiológico da meningoencefalite eosinofílica em humanos (RICHARDS e MERRIT, 1967; PROVIC *et al.*, 2000; SLOM e JOHNSON, 2001; BERENGUER, 2006 e JITPIMOLMARD *et al.*, 2007), também conhecida por angiostrongilose meningoencefálica (PANHA, 1988) ou angiostrongilíase meningoencefálica (NEUHAUSS *et al,* 2007) ou, simplesmente, encefalite eosinofílica (LV *et al.*, 2009).

Angiostrongylus cantonensis foi descrito originalmente em *Rattus norvegicus* (Kim, 2002), Sua distribuição geográfica está relacionada a *R. norvegicus* e *R. rattus*, entretanto, em relação ao hospedeiro intermediário é pouco específico, segundo Provic *et al.* (2000). De acordo com Vasconcellos e Pile (2001), roedores silvestres também atuam como hospedeiros definitivos, enquanto lesmas e caramujos, de diferentes espécies, são seus hospedeiros intermediários e veiculadores.

Richards e Merrit (1967) testaram 26 espécies de moluscos com objetivo de identificar possíveis hospedeiros intermediários de *Angiostrongylus cantonensis*. Vinte e três destas espécies infectaram-se, 20 desenvolveram larvas até L3, estádio infectante para o hospedeiro definitivo. Neste experimento, a espécie *Biomphalaria glabrata* sobreviveu até 12 meses com a infecção, sem, entretanto, apresentar efeito de parasitismo.

Panha (1988) relata que na Tailândia muitas espécies de moluscos de água doce já foram observadas infectadas por *Angiostrongylus cantonensis.* Dentre estas, espécies comestíveis, como *Hemiplecta distincta* (Pfeiffer, 1851), consumida naquele país e no Laos. *Achatina (Lissachatina) fulica* Bowdich, 1822*,* molusco mais conhecido como caramujo africano é considerado o principal transmissor do *A. cantonensis* (Panha, 1988; Provic *et al,* 2000; Vasconcellos e Pile, 2001; Kim *et al.,* 2002; Toma *et al.,* 2002; Neuhauss *et al.,* 2007).

Em áreas endêmicas de *Angiostrongylus cantonensis,* um único caramujo *Achatina fulica* pode albergar mais de 10 mil larvas infectantes (Alicata, 1991 apud Kim *et al.*, 2002). O caramujo também atua como vetor do *Angiostrongylus costaricensis*, agente da angiostrongilose abdominal (NEUHAUSS *et al.*, 2007; CONTRERAS, 2009).

Achatina fulica foi introduzida nos trópicos na metade do século XX, segundo Thiengo *et al*. (2007), onde se tornou uma importante espécie invasora (NEUHAUSS *et al*., 2007). A espécie foi trazida da Indonésia para o Brasil, por ocasião de uma feira no Estado do Paraná em 1988, visando sua criação com fins comerciais. Por falta de mercado consumidor, seus criadores abandonaram a criação do caramujo, permitindo sua disseminação no meio ambiente (TELES e FONTES, 2002).

Em 2007, Neuhauss *et al*. registraram a presença de *A. fulica* no Brasil em, pelo menos, 23 dos seus 26 Estados e Distrito Federal, sendo encontrado, inclusive, em regiões de reserva natural. Além da atitude dos criadores que culminou na dispersão do caramujo, sua alta capacidade reprodutiva determinou a rápida invasão, tornando-os uma peste urbana segundo Thiengo *et al*. (2007).

Ocasionalmente, camarões de água doce, caranguejos, sapos e planárias podem atuar como hospedeiros paratênicos ou transportadores e grande variedade de animais pode servir como hospedeiros intermediários secundários, incluindo peixes, rãs, enguias, cobras, galinhas e patos, encontrados já albergando larvas L3 de *A. cantonensis* (SLOM e JOHNSON, 2003).

O ciclo biológico do *A. cantonensis* foi descrito pela primeira vez por Mackerras e Sandars em 1955 (RICHARDS e MERRIT, 1967), reproduzido por Provic *et al*. (2000), Kim *et al.* (2002) e por Slom e Johnson (2003) e está representado na Figura 7.

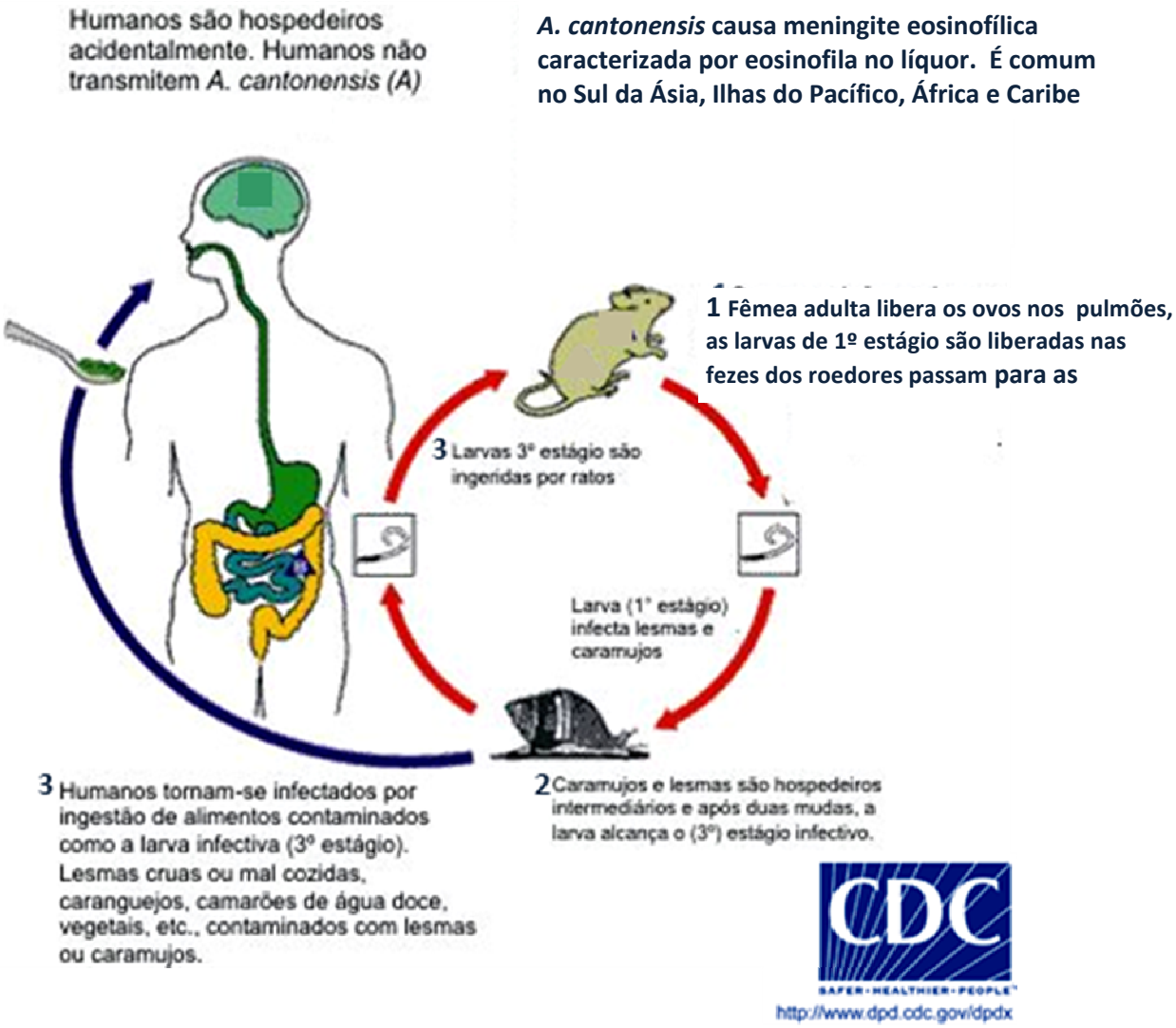


Figura 7: Ciclo biológico de *Angiostrongylus cantonensis.* Formas adultas de *A. cantonensis* habitam a artéria pulmonar do hospedeiro definitivo (HD), representado principalmente por ratos urbanos do gênero *Rattus*; produzem seus ovos; Larvas L1 eclodem dos ovos, migram para a traquéia, são deglutidas e liberadas para o ambiente através das fezes (1); Moluscos ingerem estas larvas alimentando-se de fezes contaminadas, atuando assim, com hospedeiros intermediários (HI); No tecido muscular do HI as larvas sofrem duas mudas, gerando larvas L3 (2); Um novo HD se infecta ao ingerir um molusco infectado ou ingerindo alimento contaminado com o produto de secreção do molusco contendo larvas L3, fase infectiva para roedores, humanos ou outros mamíferos (3). Larva L3 apresenta tropismo pelo Sistema Nervoso Central, logo que ingerida pelo HD, migra através da corrente sanguínea para o cérebro ou medula espinhal, abandona o sistema circulatório, amadurece até Larva L5, retorna aos vasos sanguíneos, através dos quais migra até a artéria pulmonar onde alcança o amadurecimento reprodutivo para iniciar um novo ciclo. Adaptado de Slom e Johnson (2003) e do site do Centers for Disease Control and Prevention - CDC, acessado em 04.08.09.

A fase adulta deste helminto permanece no ventrículo direito ou artéria pulmonar de muitas espécies de ratos; as fêmeas liberam ovos; os ovos embrionados migram para os capilares; larvas de primeiro estágio (L1) eclodem na corrente sanguínea; penetram os alvéolos; deslocam-se pela árvore respiratória com secreções; são deglutidas; por fim, eliminadas através das fezes do hospedeiro definitivo (HD). O hospedeiro intermediário (HI) se infecta ao consumir estas fezes contaminadas com larvas L1; Nos tecidos musculares deste as larvas chegam a L3.

Um novo hospedeiro definitivo infecta-se ingerindo o hospedeiro intermediário infectado. Larvas L3 são, então, liberadas no intestino, penetram na parede intestinal, disseminam-se pelo sistema circulatório e migram para o sistema nervoso central - cérebro ou medula espinhal, abandonam a corrente circulatória; vagueiam de forma aleatória pelo tecido nervoso. Em duas semanas, estas larvas sofrem duas mudas; atingem o estágio de adulto jovem (L5), ao mesmo tempo em que desenvolvem extensa reação inflamatória. Larvas L5 saem da superfície do cérebro ou da medula espinhal, retornam à circulação sanguínea, migrando até a artéria pulmonar, onde completa seu ciclo.

1.4.4.1.1 Infecção humana por *Angiostrongylus cantonensis*

A infecção em humanos ocorre pela ingestão da larva L3 de *Angiostrongylus cantonensis* deixado com o muco de lesma ou de caramujo em vegetais não lavados ou, pelo consumo direto de algum dos possíveis hospedeiros intermediário: camarão de água doce, caranguejo e rãs crus ou mal cozidos (KIM *et al.,* 2002 ; TOMA *et al.,* 2002; NEUHAUSS, 2007).

Seres humanos são definidos por Provic *et al.* (2000) e por Slom e Johnson (2003) como hospedeiros finais de *Angiostrongylus cantonensis*, pois suas larvas, de característica

neurotrópica, morrem no sistema nervoso central em humanos, não completando seu ciclo. Slom e Johnson (2003) suspeitam que a morte destas larvas seja a causa da inflamação meníngea difusa, caracterizada por uma infiltração eosinofílica. Segundo Lv *et al.* (2009) a migração da larva para o sistema nervoso central do humano é imediata, mas pode permanecer neste local por um mês ou mais, desencadeando muitas desordens neurológicas no paciente. As sequelas, de acordo com Kim *et al.* (2002), dependem da localização, número e grau de desenvolvimento destes vermes.

As características gerais da enfermidade, no homem, são febre alta, vômito, irritabilidade, rachadura na pele, ausência de reflexos nos tendões, retenção urinária, incontinência anal e meningite. Pode ocorrer o óbito. Citologia do sangue periférico e do líquor constata a eosinofilia. Algumas infecções secundárias bacterianas também podem ser observadas, de acordo com Vasconcellos e Pile (2001). Jitpimolmard *et al.* (2007) citam a dor de cabeça severa como o sintoma mais comum. Er-hu *et al.* (2008) acrescentam náusea, fadiga, hiperestesia, rigidez no pescoço, dores na pele e nos músculos das extremidades, dentre outros sintomas.

A primeira infecção humana por *Angiostrongylus cantonensis* foi registrada em Taiwan, por Nomura e Lin, em 1944, de acordo com a revisão de Kim *et al.* (2002). Em ilhas do Pacífico, sudeste da Ásia e alguns lugares do nordeste da Ásia, a infecção ocorre amplamente, segundo Panha (1988). Já foi descrita no Vietnã, Tailândia, Sumatra, Filipinas e Hawai. Kim *et al.* (2002) dá ênfase à informação de que, em áreas do Pacífico, as proporções são quase epidêmicas.

Em Cuba o parasitismo por *Angiostrongylus cantonensis* em ratos e em humanos começou a ser registrada em 1981 (KIM *et al.,* 2002; CONTRERAS *et al.,* 2009). Em 1986, Andersen *et al.* descreveram a ocorrência em Porto Rico e o primeiro registro nos Estados Unidos ocorreu em Nova Orleans, em 1987, de acordo com Kim *et al* (2002). Segundo

Contreras *et al.* (2009), a ocorrência de casos humanos de *A. cantonensis* aumenta nas estações chuvosas, quando ratos abrigam-se no interior das casas e é maior a presença de caramujos em jardins e quintais, onde crianças brincam.

No Brasil, Vasconcelos e Pile (2001) fizeram o primeiro registro de ocorrência de *Achatina fulica* na cidade de Rezende, Estado do Rio de Janeiro, preocupados com o papel que este caramujo exerce como hospedeiro intermediário e, portanto, mantenedor do ciclo do *Angiostrongylus cantonensis*. Entretanto, não foram encontradas larvas nos caramujos coletados neste estudo, que ocorreu entre setembro de 2000 e fevereiro de 2001.

Thiengo *et al.* (2007) analisaram a rápida disseminação e distribuição da *Achatina fulica* no Brasil, que classificou como onipresente, após vinte anos de sua presença no país.

Neuhauss *et al*. (2007) entretanto, opinaram que, na região Sul do Brasil, o papel da *Achatina fulica* na transmissão tanto de *Angiostrongylus cantonensis* como de *A. costaricensis* não é muito importante. Isto porque, dos 244 caramujos que coletaram na cidade de Florianópolis-SC, apenas um foi encontrado naturalmente infectado com larva de metastrongilídeo. Porém, nos testes de infecção experimental Neuhauss *et al*. (2007) a produção de larvas L3 de ambos os nematódeos foi alta na infecção por digestão, sendo um pouco menor na infecção por inoculação.

Após a informação de três casos clínicos de meningite nos municípios de Cariacica e Vila Velha, Estado do Espírito Santo, Caldeira *et al.* (2007) realizaram um levantamento no município de São Vicente, Estado de São Paulo, entre caramujos das espécies *Achatina fulica, Sarasinula marginata, Subulina octona* e *Bradybaena similaris,* conseguindo detectar larvas de nematóide caracterizado geneticamente como *Angiostrongylus cantonensis,* somente em *A. fulica.* Este estudo tomou como base a metodologia criada por Caldeira *et al.* (2003) baseada em PCR-RFLP do gene mitocondrial Citocromo Oxidase I (COI) e da região ITS2 do rDNA genômico para diferenciar *Angiostrongylus cantonensis, A. costaricensis* e *A. vasorum*.

Segundo Thiengo *et al.* (2010), somente após a ocorrência de casos humanos de meningite eosinofílica é que os órgãos públicos de saúde do Brasil começaram a dar importância ao papel da *Achatina fulica* como hospedeiro de *Angiostrongylus*.

O diagnóstico da doença em um paciente do sexo feminino, moradora da cidade de Escada, Estado de Pernambuco estimulou Thiengo *et al.* (2010) a pesquisar a presença de *Angiostrongylus cantonensis* em caramujos em Escada-PE e Olinda-PE, resultando na primeira descrição deste helminto na região Nordeste do Brasil, sendo encontrado no caramujo terrestre *Achatina fulica* e no caramujo aquático *Pomacea lineata* (Spix e Wagner, 1827).

1.4.4.2 *Angiostrongylus costaricensis* Morera e Céspede, 1971

Nematoda metastrongilídeo descrito por Morera e Céspede em 1971, na Costa Rica. Parasito de roedores, encontrado em ramos da artéria mesentérica que irrigam o íleo, apêndice e ceco (Maurer *et al.*, 2002). Pena *et al.* (1995) descrevem *Rattus rattus* como seu hospedeiro definitivo e Rodriguez *et al.* (2002) citam lesmas, principalmente da Família Veronicellidae como hospedeiro intermediário. A espécie humana pode infectar-se acidentalmente, servindo de hospedeiro definitivo. Várias espécies de vertebrados tornam-se infectadas ao ingerir larvas L3 deste nematódeo.

Angiostrongylus costaricensis foi redescrito e recolocado no subgênero *Parastrongylus* por Santos, em 1985, em acordo com o trabalho de Drozdz (1970). Este subgênero caracteriza-se pela morfologia da bolsa copuladora, apresentando os três raios laterais nascendo de tronco único, separando-se quase ao mesmo nível. O raio lateral anterior pode separar-se primeiro do troncolateral (dorsal externo), mas nunca com sulco tão profundo como ocorre no subgênero *Angiostrongylus*.

Segundo Pena *et al.* (1995), a fêmea adulta de *Angiostrongylus costaricensis* deposita seus ovos na artéria mesentéricas do HD. Estes ovos são levados, através da corrente sanguínea, para os capilares da parede intestinal, desenvolvem-se larvas que, após eclodirem, migram através dos tecidos, alcançam a luz intestinal e são liberadas nas fezes. A larva então é ingerida pelo hospedeiro intermediário, no interior dos quais, atinge o estádio infectante para o hospedeiro mamífero.

Os principais hospedeiros intermediários de *A. costaricensis* são lesmas da Família Veronicelidea (Rodriguez *et al.*, 2002). Pena *et al.* (1995) citam, como hospedeiro intermediário – HI, as espécies *Vaginulus plebeius, Phyllocaulis variegatus* e *P. soleiformis* e moluscos das espécies *Limax maximus, L. flavus* e *Bradybaena similaris*. Montresor *et al.* (2008) acrescenta que muitas espécies da Família de Pulmonata já foram encontradas naturalmente infectados por *A. costaricensis;* enquanto Neuhauss *et al.* (2007) e Contreras (2009) destacaram o papel da *Achatina fulica* como hospedeiro intermediário de *A. costaricensis*.

Maurer *et al.* (2002) esclarecem que a primeira documentação de infecção natural com larvas deste metastrongilídeos foi realizada em *Deroceras laeve*, limacídeo, freqüentemente encontrado entre as dobras de folhas de verduras que pode ser ingerido inadvertidamente, podendo ter papel importante na transmissão de *A. costaricensis* para o homem.

1.4.4.2.1 Infecção humana por *Angiostrongylus costaricensis*

O Homem provavelmente se infecta ingerindo frutas ou vegetais contaminados com larva infectante (L3) produzidas no organismo dos hospedeiros intermediários (PENA *et al.,* 1995; MAURER *et al.*, 2002).

Santos (1985) considera *A. costaricensis* de grande importância médica, por ser o agente da agiostrongilíase abdominal, síndrome conhecida desde 1952, caracterizada clinicamente por dor abdominal do lado direito da fossa ilíaca, anorexia, vômito, diarréia ou constipação.

Pena *et al.* (1995) acrescentaram sintomas que podem ser observados, como a formação de massa no quadrante menor direito do abdômen semelhante a um tumor. A parede intestinal apresenta edema e granulomas com ovos, alguns embrionados, infiltrado de macrófagos, poucos linfócitos e abundantes eosinófilos. Vasos contendo adultos, também podem mostrar infiltração eosinofílica, algumas vezes com trombose, contendo verme morto.

Pena *et al.* (1995) relatam não ser necessária a presença do verme para fechar o diagnóstico. A detecção de infiltrado eosinofílico massivo em camadas da parede intestinal e as reações granulomatosas, vasculites eosinofílica afetando artérias, veias, vasos linfáticos e capilares são indicativos. Também é possível não ser detectadas larvas nas fezes humanas. Por outro lado, em casos raros, já foram encontrados *A. costaricensis* no fígado e artéria espermática.

Pena *et al.* (1995) ainda descreveram a leucocitose com eosinofilia como o achado laboratorial característico, concluindo que o diagnóstico deve basear-se, principalmente, no exame histopatológico de biopsia ou de cirurgia, informando ainda que, na Costa Rica, usa-se teste sorológico.

Santos (1985) referiu a ocorrência de casos humanos na Costa Rica, Honduras, Panamá, Venezuela, México, EUA, El Salvador, Brasil, Peru e Colômbia, mas imputa ao desconhecimento e ao erro de diagnóstico a dificuldade de melhor conhecimento da distribuição geográfica de angiostrongilíase abdominal.

No Brasil, até a década de 1990 já haviam sido descritos casos humanos de angiostrongilíase abdominal nos Estados do Rio Grande do Sul, Santa Catarina, Paraná, São

Paulo, Espírito Santo, Minas Gerais e Distrito Federal. Também já haviam sido detectados moluscos e roedores naturalmente infectados por *Angiostrongylus costaricensis* na região Sul do país. Por estes motivos, Pena *et al.* já em 1995 opinavam que deveria ser melhor conhecida a distribuição deste metastrongilideo no Brasil.

Em 1995 Pena *et al.* já opinavam que a angiostrongilíase abdominal poderia estar sendo subdiagnosticada pela falta de teste sorológico e pela a ausência de larvas nas fezes humanas, sendo confundida pelo diagnóstico genérico de apendicite sem estudo anatomopatológico e, finalmente, pelo desconhecimento da doença entre médicos.

II. JUSTIFICATIVA

Macpherson (2005) afirma que alterações demográficas, seguidas de alteração do meio ambiente, clima, uso do solo e mudanças no comportamento humano convergem a favor do surgimento e da propagação de zoonoses parasitárias que se agravam, ainda mais, pelo aumento na movimentação de pessoas, seus animais e seus parasitos em todo o mundo.

Roedores urbanos são alguns dos principais veiculadores de doenças transmissíveis aos homens. Dentre estas doenças, encontram-se as helmintíases, apresentando variados graus de distribuição geográfica, representando prejuízos econômicos e sanitários, com níveis de patogenicidade variando de subclínicos à graves, podendo inclusive resultar no óbito de seus portadores.

A presença e proliferação de ratos urbanos, representados neste trabalho por *Rattus norvegicus* e *Rattus rattus*, são facilitadas pelo comportamento humano. Por isso estes ratos são também conhecidos como sinantrópicos comensais, o que significa que sua sobrevivência depende da presença humana lhes proporcionando abrigo e alimento. De acordo com Rey (2008), a quantidade de ratos está relacionada com a disponibilidade de alimentos acessíveis, representados pelo estoques de alimentos, lixo e esgoto.

Segundo a FUNASA (2002), o processo de urbanização desenfreada e sem planejamento da maioria das cidades de médio e grande porte do Brasil têm ampliado os problemas de saneamento e a expansão de favelas e loteamentos clandestinos, sem redes de esgoto e coleta de lixo adequada ou insuficiente, favorecem ao crescimento e dispersão da população de animais sinantrópicos.

O Município de Belém, como tantos outros do Brasil, sofre com problemas de infra-estrutura, crescimento desordenado, ocupação urbana irregular e grave déficit de saneamento

básico, sobretudo nos bairros periféricos, o que torna necessário o estudo dos reais riscos aos quais sua população está exposta.

A identificação de helmintos zoonóticos carreados por ratos urbanos circulando em Belém auxilia no diagnóstico de casos clínicos que possam tê-los como agente etiológico; subsidia os serviços de saúde, com informações importantes para a atenção básica, vigilância sanitária e vigilância epidemiológica; contribui para a conscientização da população quanto aos cuidados de higiene e aponta para a necessidade primordial de investimento em educação em saúde e saneamento básico por parte do governo das três esferas do poder público.

III. OBJETIVOS

3.1. OBJETIVO GERAL

Pesquisar a helmintofauna com potencial zoonótico em roedores urbanos da cidade de Belém-PA, usando como parâmetro, dois bairros da cidade de Belém com saneamento básico precário: Guamá e Montese.

3.2. OBJETIVOS ESPECÍFICOS:

→ Realizar estudos taxonômicos sobre helmintos com potencial zoonótico de roedores urbanos das espécies *Rattus norvegicus* e *Rattus rattus*.

→ Realizar estudo histopatológico de órgãos de *Rattus norvegicus* e *Rattus rattus* parasitados por helmintos e caracterizar a patogenicidade do parasitismo.

→ Contribuir para o estudo da biodiversidade de parasitos da fauna de mamíferos vertebrados da Amazônia.

IV. METODOLOGIA

4.1 ÁREA DE COLETA DOS ROEDORES

A escolha da área de estudo para o levantamento de helmintos parasitos de roedores urbanos na cidade de Belém-PA ocorreu em 2008, por ocasião da elaboração do projeto e tomou como base a incidência de casos humanos de leptospirose no ano de 2007, zoonose que tem como principal reservatório o rato, sendo portanto, um indicativo da presença destes.

A leptospirose foi estabelecida como doença de notificação compulsória pela Portaria do Ministério da Saúde nº 1.943, de 18 de outubro de 2001, e os dados de sua ocorrência é informado mensalmente pelas Secretarias de Saúde de cada Município, cabendo às Secretarias de Saúde dos Estados inserirem-nos no Sistema de Informação Nacional de Agravos e Notificação – SINAN, do Ministério de Saúde.

Os dados de ocorrência de leptospirose por bairro de Belém, no ano de 2007, foram colhidos na página eletrônica do SINAN/DATASUS, disponível em http://dtr2007.saude.gov.br/sinanweb em julho de 2008, no qual consta que, no ano de 2007 a cidade de Belém notificou, ao Ministério da Saúde, 89 casos de leptospirose humana. Os bairros com maior incidência foram Guamá, com 24 casos e Montese (antigo bairro Terra Firme), com 12 casos (Tab. 1).

Tabela 1: Número de casos registrados de leptospirose humana no ano de 2007 na cidade de Belém-PA, em ordem decrescente, com descriminação por bairros.

BAIRRO	Nº de casos
GUAMA	24
Sem bairro definido*	15
MONTESE	12
JURUNAS	10
TAPANÃ	9
PRATINHA	7
PEDREIRA	6
SACRAMENTA	6

* Não informado na ficha de notificação do SINAN-WEB.
Fonte: SINAN/DATASUS (Acessado em 20.07.2008)

Guamá e Montese são dois bairros limítrofes entre si, margeados pelo Rio Guamá, semelhantes quanto à localização geográfica e às precárias condições sanitárias foram então selecionados como área de coleta deste estudo (Fig. 8).



Figura 8: Imagem aérea de parte da cidade de Belém-PA, com destaque para os bairros do Guamá e Montese (Terra Firme): área de coletados os roedores para estudo da helmintofauna zoonótica.

4.2 CAPTURA DOS HOSPEDEIROS

A fim de se observar possíveis variações sazonais de infecção por helmintos, os roedores foram capturados em distintos meses, ao longo dos anos de 2009 e 2010, estendendo-se de janeiro de 2009 a maio de 2010, quando foi obtida uma amostragem de 16 exemplares de roedores urbanos.

Foram escolhidas, para colocação das armadilhas, áreas de circulação humana, residenciais e/ou comerciais, nas quais o solo era recoberto por vegetação rasteira, próximo aos quais sempre havia curso de esgoto descoberto, comum à área, podendo ocorrer ou não a presença de acúmulo de lixo (Fig. 9).



Figura 9: Imagem de um dos locais onde foram colocadas as armadilhas para captura de roedores no Montese: bairro de Belém-PA, com situação ambiental característica da área marcada pela presença de vegetação rasteira, esgoto não canalizado e acúmulo de lixo. Fonte: LBCH

Para a captura foram utilizadas duas armadilhas com sistema de alçapão, aramadas e galvanizadas, com dimensão de 13 x 13 x 29 cm, denominadas “ratoeira gaiola” (Fig. 10), iscadas com frutas locais, como manga e banana e ração para camundongo, colocadas em residências e espaços públicos.



Figura 10: Ilustração de ratoeira tipo gaiola (13 x 13 x 29 cm), utilizada na captura dos roedores em bairros de Belém-PA

A amostragem de ratos capturada abrangeu ambos os sexos e variados estágios de desenvolvimento. Foram identificados como *Rattus norvegicus* e *Rattus rattus* (Figs. 11A-B) a partir da análise das características fenotípicas apresentadas pelos mesmos, tomando como base as características descritas pelo Manual de Controle de Roedores da FUNASA (2002) e da Organização Mundial de Saúde (2008) para as duas espécies.

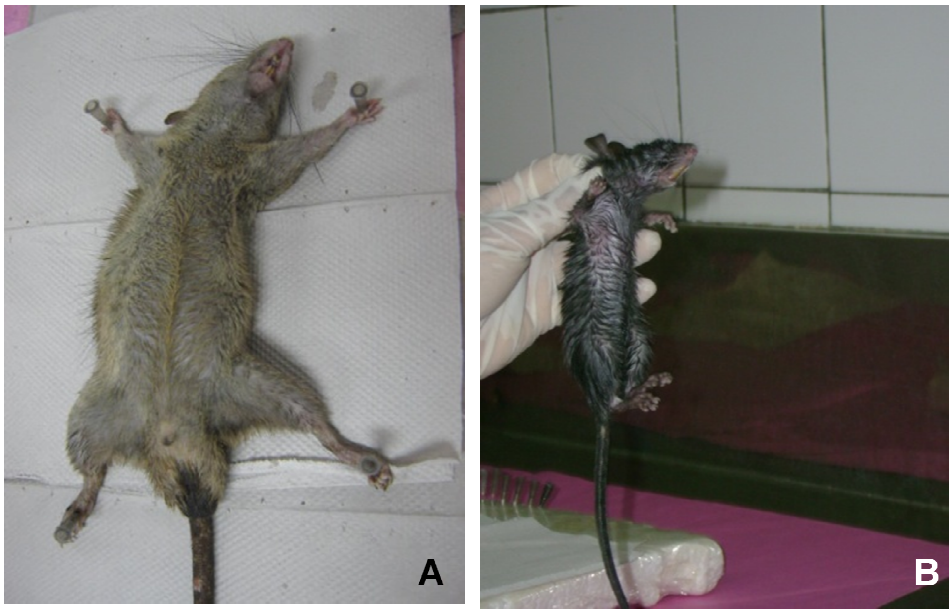


Figura 11: Imagem de *Rattus norvegicus* (A) e *Rattus rattus* (B) capturados para estudo da helmintofauna zoonótica. Fonte: LBCH, 2009 e 2010.

4.2.1 Aspectos éticos

Roedores urbanos são considerados animais sinantrópicos que oferecem risco à saúde pública, sendo assegurada a legalidade de sua captura, através da Lei nº 8.498, de 04 de janeiro de 2006, publicada no Diário Oficial do Município nº 10.573, 2º caderno, de 04/01/2006, a qual estabelece o controle da população de roedores pelo Centro de Controle de Zoonoses – CCZ da Secretaria Municipal de Belém-PA, através de atividades de desratização e que respalda a atividade de captura, seguida de eutanásia dos animais utilizados neste estudo.

Para a obtenção de informações, através do inquérito epidemiológico e coleta de amostras biológicas de roedores (sangue e parasitos), o presente projeto seguiu em total conformidade com as Resoluções do Conselho Federal de Medicina Veterinária a seguir:

→ **Resolução CFMV Nº 722, de 16 de agosto de 2002:** Aprova o Código de Ética do Médico Veterinário. DOU 16-12-02;

→ **Resolução CFMV Nº 714, de 20 de junho de 2002:** Dispõe sobre procedimentos e métodos de eutanásia em animais, e dá outras providências. DOU 21-06-02;

→ **Resolução CFMV Nº 879, de 15 de fevereiro de 2008:** Dispõe sobre o uso de animais no ensino e na pesquisa e regulamenta as Comissões de Ética no Uso de Animais (CEUAs) no âmbito da Medicina Veterinária e da Zootecnia brasileiras e dá outras providências. DOU 25-04-2008.

4.3 NECROPSIA DOS ROEDORES

Os roedores capturados foram pesados, sedados com Cloridrato de Ketamina na concentração de 100mg/Kg, administrado por via Intra Muscular, de acordo com o recomendado pelo fabricante, em seguida, mensurados e necropsiados.

A eutanásia e os procedimentos de dissecação e coleta de parasitos ocorreram na sala de necropsia do Biotério e no Laboratório de Biologia Celular e Helmintologia – LBCH, ambos do Instituto de Ciências Biológicas (ICB-UFPA) (Figs. 12A-B e 13).

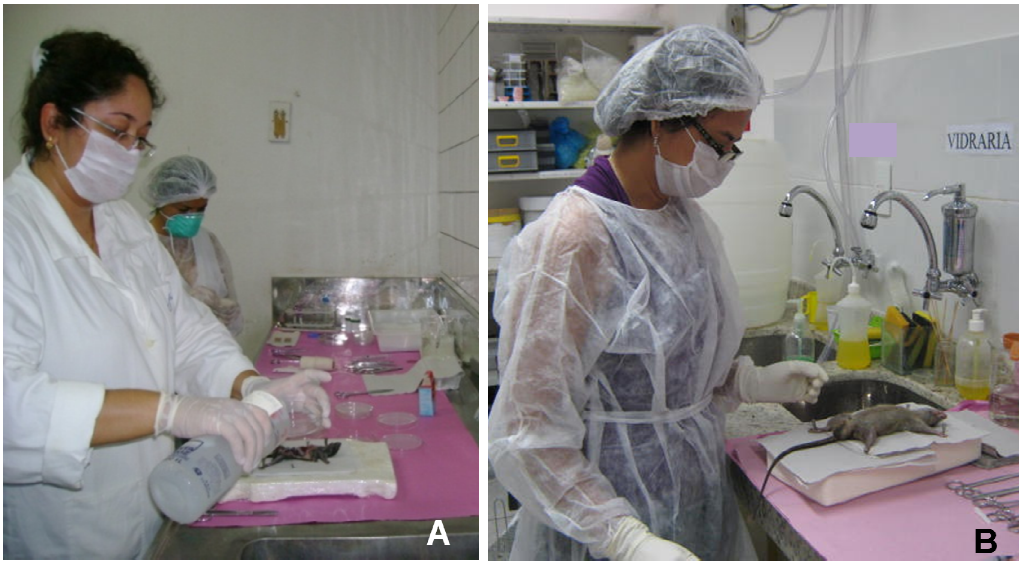


Figura 12: Preparo para procedimentos de necropsias de roedores realizadas no Biotério do ICB-UFPA (A) e no LBCH-ICB-UFPA (B).



Figura 13: Procedimento de eutanásia de roedor realizada por sangria total com punção cardíaca. Fonte: LBCH, 2009.

A eutanásia foi procedida através de sangria total por punção cardíaca (Fig. 13) e, imediatamente, seguida do procedimento de necropsia, com objetivo de encontrar e coletar os helmintos nos órgãos e tecidos de origem, sendo importante este procedimento imediato para evitar o deslocamento dos helmintos entre sítios. Foram pesquisados: pulmão, traquéia, cérebro, fígado, estômago, intestinos delgado e grosso, rins, além de cavidades torácica e abdominal.

Dados referentes ao hospedeiro, como, número de helmintos encontrados e a localização destes nos órgãos ou cavidades, foram registrados em ficha de necropsia padronizada, utilizada no LBCH (**Anexo I**).

Cada órgão foi retirado e acondicionado, individualmente, em placas de Petri, separadas e identificadas, contendo solução tampão fosfato salino (Phosphate Buffer Saline = PBS), com p.H 7,4 para análise em estereomicroscópio ZEISS, aumentos de 1,6x e 4x, objetivando a obtenção e isolamento de helmintos, os quais foram obtidos na forma de ovos, larvas e adultos.

4.4 COLETA DE HELMINTOS

Os helmintos coletados foram separados, de acordo com o órgão e o táxon, transferidos para novas placas de Petri com PBS pH 7,4 para procedimento de limpeza, permitindo a retirada de muco ou fragmentos de mucosa dos órgãos de onde foram retirados.

Os helmintos foram fixados em solução de Ácido Acético Glacial a 2%, Formaldeído a 3% e Etanol 70ºGL a 95% - A.F.A. Em seguida, os parasitos foram acondicionados em frascos etiquetados com identificação da classe taxonômica a qual pertencesse; hospedeiro e órgão do qual fora retirado, além da data da coleta.

4.5 PROCESSAMENTO DE HELMINTOS PARA MICROSCOPIA DE LUZ

Nematódeos fixados em AFA aquecido a 60^{o}C e armazenados, foram processados apenas no momento da análise, quando, então, foram submetidos à desidratação em série etanólica crescente de 70% a 100%, permanecendo 5 minutos em cada concentração e clarificados em lactofenol de Aman (Fenol cristalizado – 20gr, Ácido lático – 20 mL, Glicerina – 40mL e Água destilada qsp 100 mL). Os espécimes foram montados provisoriamente entre lâmina e lamínula, com lactofenol de Aman, para análise morfológica e morfométrica. Posteriormente foram armazenados em álcool glicerinado.

A análise morfológica dos indivíduos foi realizada com auxilio de Microscópio Olympus BX 41, com câmara clara acoplada, para a realização das ilustrações científicas em profundidade.

As estruturas ilustradas foram mensuradas e os valores, expressos em milímetros, foram tabulados em planilha Microsoft Office Excel 2007® para comparação com os valores das estruturas de espécies semelhantes já descritas em chaves de identificação e artigos científicos de descrição de espécies, objetivando a identificação taxonômica dos parasitos encontrados.

4.6 PROCESSAMENTO DE HELMINTOS PARA MICROSCOPIA ELETRÔNICA DE VARREDURA

Para análise das características ultra-estruturais de superfície, recorreu-se à microscopia eletrônica de Varredura – MEV, para a qual, exemplares de nematóides, um macho e uma fêmea já fixados em AFA foram submetidos a uma pós-fixação em tetróxido de ósmio (OsO4) a 1% por duas horas. Em seguida, o material foi lavado em tampão PBS a p.H

7,4, até a retirada do excesso de fixador. A amostra foi submetida à desidratação em série etanólica crescente partindo-se de etanol a 30 % até a secagem total, em aparelho de ponto crítico.

Os helmintos foram montados cuidadosamente em "stubs" (suportes metálicos de alumínio) e metalizados com uma camada de 25 Å de ouro em aparelho metalizador. Foram utilizados os aparelhos de ponto crítico Emitech K850 e metalizador Emitech K550 do laboratório de Microscopia do Museu Paraense Emílio Goeldi (MPEG) coordenado por Prof. Dr. Hilton Tulio Costi.

Para análise, utilizou-se o Microscópio Eletrônico de Varredura LEO 1450, ajustado a uma potência de 15 kV, (Laboratório de Microscopia Eletrônica MPEG).

4.7 PROCESSAMENTO DE TECIDOS PARA HISTOPATOLOGIA

Amostras de Fígado de roedores, apresentando lesões macroscópicas (Figs. 14A-D) foram fixadas em solução de Formaldeído a 5%, incluídos em resinas como Parafina e Historesina®, para análise histológica e investigação de parasitismo.

4.7.1 Processamento para infiltração e inclusão em Parafina

Após a fixação, fragmentos de fígado contendo lesões foram desidratados em série etanólica crescente (Etanol 50%, 70%, 90%, 100%), diafanizados em Xileno e infiltrados por Parafina líquida, durante três banhos, de 30 minutos, em estufa a 60ºC. Em seguida, os fragmentos de fígado foram levados à Estação de Inclusão em Parafina Microm EC 350 para inclusão em blocos.

As etapas de infiltração e inclusão ocorreram no Laboratório de Pesquisa Carlos Azevedo – LPCA do Instituto de Saúde e Produção Animal – ISPA da Universidade Federal Rural da Amazônia, onde os blocos também foram seccionados em micrótomo rotativo manual.

Cortes com espessura de 5-10μm foram montados em lâminas de microscopia; mantidos, por 24 horas, em estufa a 60^{o}C, para secagem e adesão. A coloração precedeu-se de desparafinização em bateria de coloração contendo: Xileno II, Xileno I e série etanólica decrescente (Etanol 100%-30%). Cada etapa teve duração mínima de 5 minutos.

Após re-hidratação, as lâminas foram coradas com Hematoxilina por cinco minutos, lavadas em água destilada; contra-coradas em Eosina por seis minutos. Seguindo-se à coloração por HE, os cortes foram desidratados em série etanólica crescente (Etanol 50%, 70%, 90% e 100%), diafanizados em Xileno e as lâminas permanentes foram montadas com Entellan® para serem analisadas em microscópio Olympus BX 41 no LBCH.

As fotomicrografias foram obtidas a partir de sistema de captura de imagem digital em microscópio Olympus BX41, contendo câmara Olympus DP72, do Laboratório de Malária do Departamento de Parasitologia, do Instituto Evandro Chagas – IEC, coordenado pela Profa. Dra. Marinete Póvoa.

4.7.2 Processamento para infiltração e inclusão em Historesina® (2-*hydroxyethyl methacrylate*)

Após fixação, alguns fragmentos de fígado foram desidratados em série etanólica crescente (Etanol 30%, 50%, 70%, 90%, 100%), infiltrados com solução de Historesina® + álcool, na proporção 2:1, 1:1 e Historesina pura; cada etapa com duração de 24 horas. Em

seguida, estas amostras foram incluídas em solução polimerizadora de Historesina® + *Hardner,* preparada na proporção 15:1.

Após inclusão em placas com 12 poços (2 x 2 cm), os fragmentos são mantidos em repouso por duas horas, em temperatura ambiente, para início da polimerização; a finalização desta é realizada em Estufa, a 40ºC, pelo período de 48 horas.

A microtomia dos blocos polimerizados de Historesina® foi realizada com navalhas de vidro em ultramicrótomo LEICA em UC6, no Laboratório de Biologia Estrutural do Instituto de Ciências Biológicas da UFPA, coordenado pela Profa. Dra. Edilene Oliveira.

Os cortes seriados, de 2 a 3µm de espessura, foram, logo depois, aderidos sequencialmente em lâmina de microscopia. Algumas secções foram coradas com Azul de Toluidina 1%, levemente aquecido; enquanto outras secções foram coradas com Tricrômio de Gomori, com diferenciação em ácido acético 1N.

Cada lâmina foi montada com Entellan® e analisadas em microscópio Olympus BX 41 do LBCH. As fotomicrografias foram obtidas a partir de sistema de captura de imagem digital em microscópio Olympus BX41 contendo câmara Olympus DP72, do Laboratório de Malária do Departamento de Parasitologia do IEC.

V - RESULTADOS ENCONTRADOS

A captura dos roedores nos bairros selecionados, Guamá e Montese, teve início em janeiro de 2009, estendendo-se até maio de 2010. Foram capturados 16 roedores, dos quais, seis identificados como *Rattus rattus* e dez, *R. norvegicus*. Classificados, para efeitos de registro, como machos e fêmeas, jovens e adultos. Considerou-se jovens, os roedores que possuíam até 17cm de comprimento, foram considerados adultos os que mediram entre 17,1cm e 20cm.

Os seis *Rattus rattus* foram coletados no bairro do Guamá, representados por quatro machos e duas fêmeas, três jovens e três adultos. Do total, metade apresentou helmintos no tubo gastrointestinal apenas (Tab. 2).

Foram capturados dez espécimes de *Rattus norvegicus*, oito no bairro do Guamá e dois no bairro do Montese. No Guamá, capturou-se cinco machos e três fêmeas, a maioria (cinco) era jovem, com comprimento médio de 13cm. Deste total de *R. norvegicus*, cinco apresentaram parasitismo por helmintos, os quais foram observados no intestino delgado, intestino grosso, pulmão e fígado (Tab. 2).

Dos dois espécimes de *R. norvegicus,* capturados no bairro de Montese, um era macho e o outro era fêmea. Somente a fêmea apresentou parasitismo por helmintos, encontrados apenas no intestino delgado. O conjunto destes dados estão representados na Tabela 2.

Tabela 2: Perfil das espécies de hospedeiros capturados de acordo com o bairro, quantidade, sexo, idade e parasitismo por helmintos, durante o período de Janeiro/2009 a Maio/2010.

Hospedeiro	Bairro	Quantidade e Sexo	Idade		Diagnóstico do Parasitismo por Helminto
			Jovem	Adulto	
Rattus rattus	Montese	-	-	-	-
	Guamá	6 (4 M / 2 F)	3	3	3 positivos
Rattus norvegicus	Montese	2 (1M / 1 F)	-	2	1 positivo
	Guamá	8 (5 M / 3 F)	5	3	5 positivos
Total		16 (10M / 6F)	8	8	9 positivos

Do perfil de parasitismo por helmintos, tanto em *Rattus rattus* e *R. norvegicus*, obteve-se helmintos pertencentes ao Filo Nematoda. Os espécimes encontrados no fígado e nos pulmões foram os que suscitaram interesse médico-veterinário como potenciais agentes zoonóticos. Deste modo, as análises taxonômicas concentraram-se nos parasitos encontrados em pulmão e fígado de dois roedores, um macho e uma fêmea, da espécie *R. norvegicus*, capturados no bairro do Guamá.

5.1 ANÁLISE HISTOPATOLÓGICA DE FÍGADO DE *Rattus norvegicus* PARASITADO POR NEMATÓDEO

Foi constatada a presença de lesões macroscópicas caracterizadas por manchas extensas, irregulares e sinuosas, de aspecto caseoso, coloração branco-amarelada opacas, difusas por toda a superfície do fígado de dois roedores da espécie *Rattus norvegicus* (Figs. 14A-D.

Quando observado através de estereomicroscópio foi possível identificar que tratavam-se de corpos estranhos, intimamente inserido no tecido do órgão, passíveis de serem

retirados mecanicamente, embora fragmentados. Análises microscópicas iniciais demonstraram a presença de Nematoda, formato cilíndrico, envolvidos por fina cutícula e preenchidos por centenas de ovos (Figs. 14E-F). Estes ovos apresentavam, caracteristicamente, dupla casca com estrias transversais e dois opérculos ou *plugs* em pólos opostos (Figs. 14F e 15E).

Cortes histológicos dos fígados parasitados (Figs. 15 e 16) permitiram a observação de helmintos em diferentes estágios de maturação, inseridos em seu parênquima: formas adultas, identificadas pela presença de dezenas a centenas de ovos em seu interior, além de estágios larvares, de tamanhos menores e mais delgados.

A presença destes parasitos ocasionou severa alteração na estrutura do órgão, com comprometimento da divisão dos lóbulos hepáticos, na distribuição dos vasos arteriais, venosos e ductos biliares, na disposição das placas de hepatócitos em torno das veias centrolobulares, reação tecidual na forma de liberação de hemosiderina e fibrose septal, tudo isso em conseqüência da pressão mecânica causada pela presença dos helmintos presentes em estádio de larva e adultos, estes último, repletos de ovos, observados em numerosos segmentos, inseridos no parênquima do órgão.

A reação tecidual do fígado parasitado de ambos os ratos, nos quais se observam a proliferação de tecido conjuntivo em torno de cada parasito (Fig. 15E) e reação de defesa, caracterizado pelo acúmulo de infiltrados leucocitário, e liberação de hemosiderina, decorrente da decomposição da hemoglobina extravasada dos vasos sanguíneos, (Figs. 15E-F e 16A-D), além do fibrosamento septal (Fig. 15A) e dilatação dos capilares sinusóides (Figs. 15A-E e 16A-B).

Figura 14: Aspectos gerais de necropsia de *Rattus norvegicus* com fígado parasitado por *Calodium hepaticum*; visão geral do fígado parasitado e microscopia de luz do fragmento do helminto retirado mecanicamente do órgão

Figura 14A: Necropsia de roedor *Rattus* sp. Abertura longitudinal na linha mediana que permite a observação dos órgãos, destacando-se o fígado com manchas de coloração amarelada (setas) em sua superfície. Fígado em posição anatômica normal (*insert*)

Figura 14B: Visão anterior dos lobos do fígado depositado em placa de *petri*, imerso em solução tampão salina. Evidencia-se a extensão das alterações no órgão pelas numerosas manchas sinuosas e irregulares de coloração amarelada (setas) observadas em sua superfície.

Figura 14C e **14D**: Detalhes em maior aumento das manchas extensas, irregulares e sinuosas, evidenciando a presença de parasito inserido no parênquima hepático.

Figura 14E: Microscopia de luz de fragmento de fêmea de parasito retirado mecanicamente do parênquima hepático. Observa-se áreas mais densas onde encontra-se massa de ovos (ov).

Figura 14F: Microscopia de luz de região uterina de parasito fêmea onde são visíveis dezenas de ovos (ov). *Insert*: Detalhe de um ovo embrionado com dupla casca espessa estriada e duplo opérculo nos pólos opostos (seta).

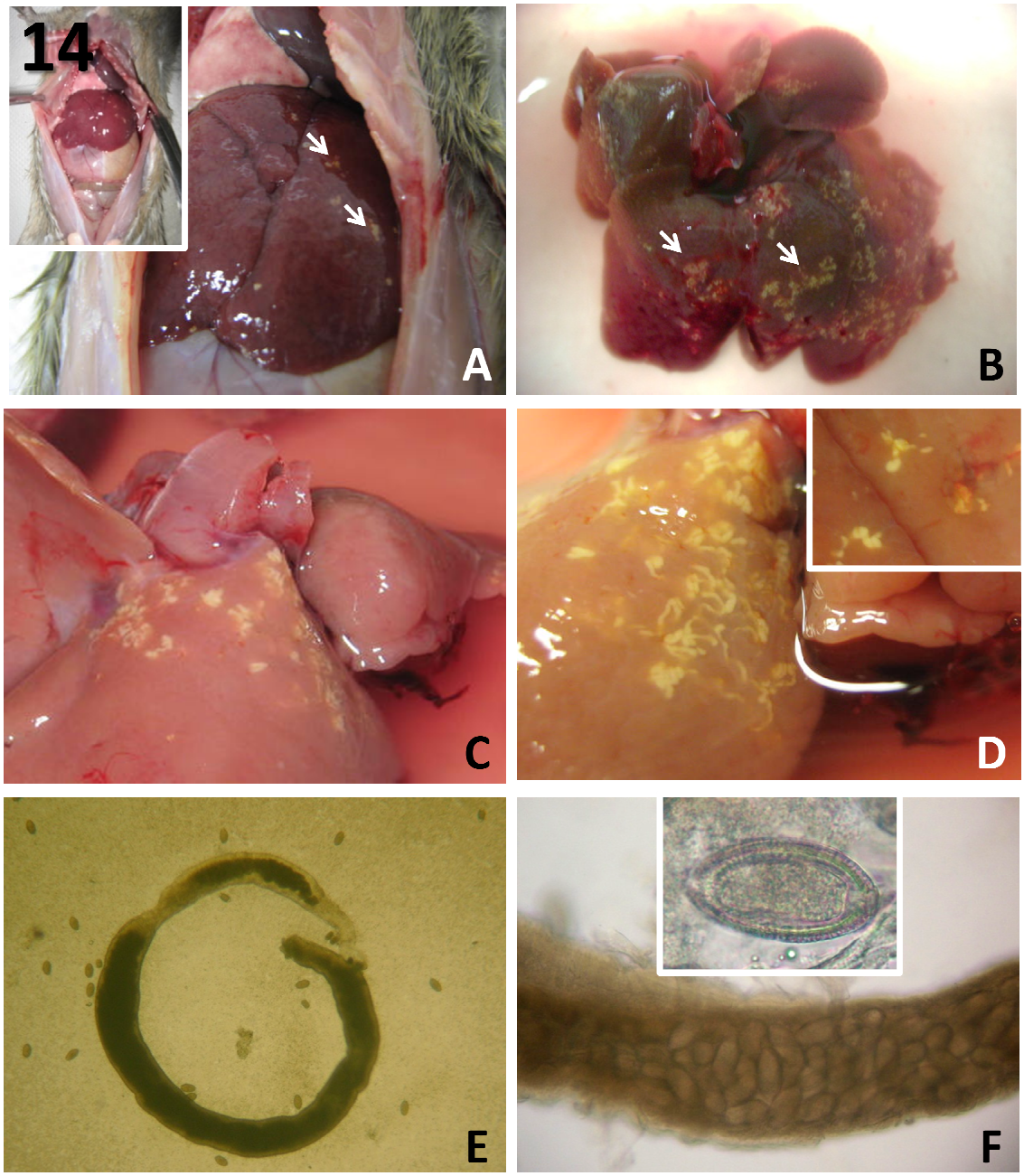

14
A
B
C
D
E
F

Figura 15: Microscopia de luz de lâminas histológicas do fígado de *Rattus norvegicus* parasitado por *Calodium hepaticum*.

Figura 15A: Visão geral de segmento do parênquima hepático, onde é possível observar corte transversal da veia porta (vp), ductos biliares (db), vênulas (v) e arteríolas (a). Notar alterações no arranjo dos lóbulos, devido à presença do parasito nas fases larvar (lv) e adulta, repleta de ovos (ov). Coloração: Azul de Toluidina, inclusão em historesina®. Barra = 300µm.

Figura 15B: Visão geral de uma região de lóbulo hepático, onde se destaca veia centrolobular (vc), em torno da qual é possível visualizar dois cortes do parasito com útero repleto de ovos (ov). Coloração: Tricrômio de Gomori, inclusão em historesina®. Barra = 200µm.

Figura 15C: Detalhe do parênquima hepático onde se destacam o parasito em diferentes fases: fase larvar (lv) e fase adulta na qual se observa a presença de ovos (ov) no interior do útero. Coloração: Azul de Toluidina, inclusão em historesina®. Barra = 200µm.

Figura 15D: Visão geral de segmento do fígado parasitado, com drástica alteração na disposição da veia centrolobular (vc) e no arranjo dos lóbulos hepáticos (lh), devido à compressão causada pelo parasito em sua fase adulta, visível em diversos segmentos repleto de ovos (ov). Coloração: Hematoxilina e Eosina, inclusão em parafina. Barra = 300µm.

Figura 15E: detalhe ampliado da figura 15D na região onde o parasito encontra-se inserido. Possível identificar cutícula (seta) do parasito em torno da massa de ovos (ov) no interior do útero. Apresentando reação caracterizada pelo acúmulo de pigmentos de hemosiderina (h). Aumento de tecido conjuntivo (tc) em torno dos segmentos do parasito. Hp = hepatócitos. Coloração: Hematoxilina e Eosina, inclusão em parafina. Barra = 200µm.

Figura 15F: Diversos segmentos de parasito inserido no fígado, em fase adulta, caracterizada pela presença de ovos (ov) em seu interior. Tecido hepático com infiltrado leucocitário (le) e acúmulo de pigmento de hemosiderina (h). Coloração: Hematoxilina e Eosina, inclusão em parafina. Barra = 100µm.

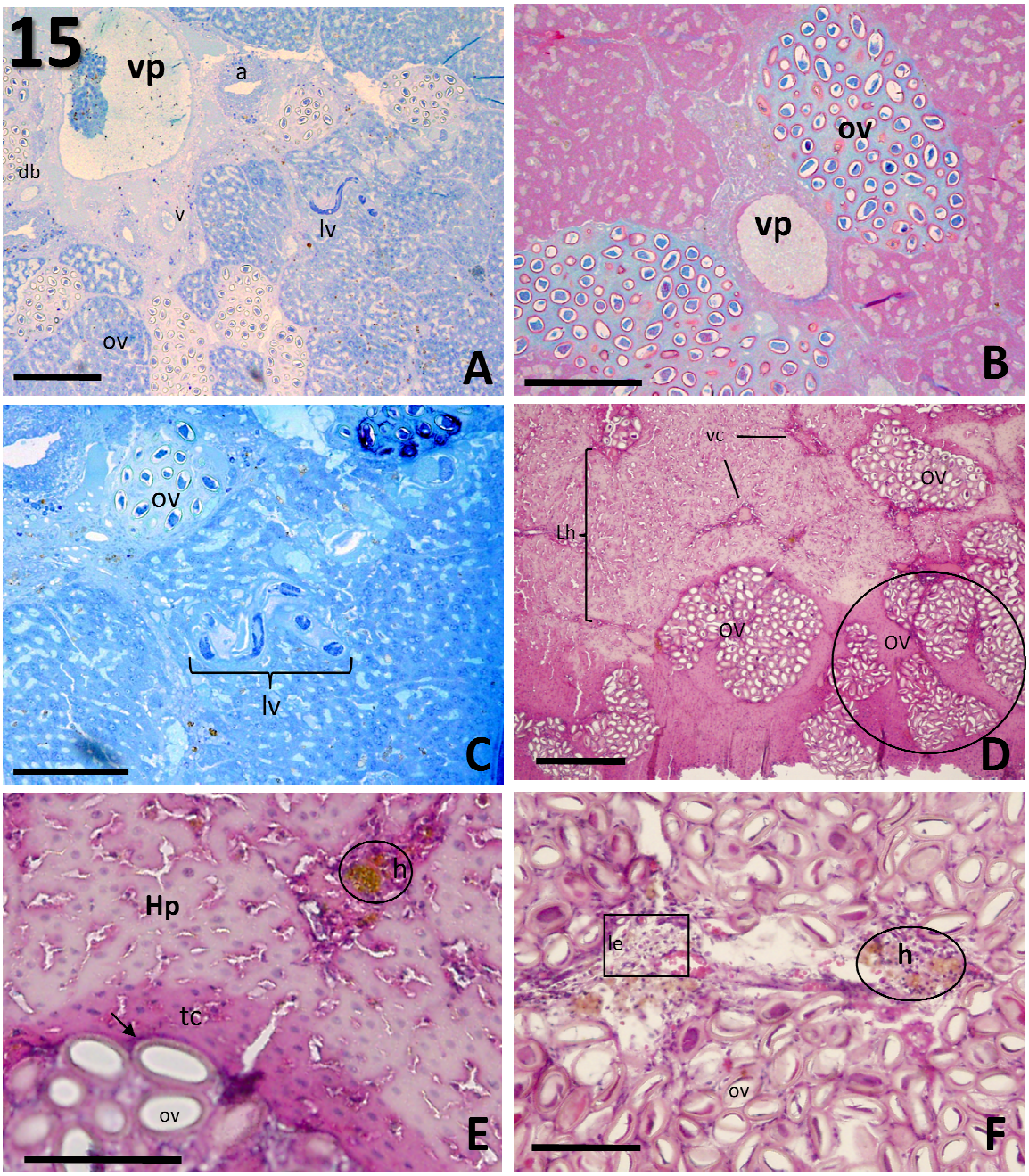

15
vp
a
db
v
lv
ov
A
ov
vp
B
ov
lv
C
vc
ov
Lh
ov
ov
D
h
Hp
tc
ov
E
le
h
ov
F

Figura 16: Microscopia de luz de lâminas histológicas do fígado de *Rattus norvegicus* parasitado por *Calodium hepaticum*.

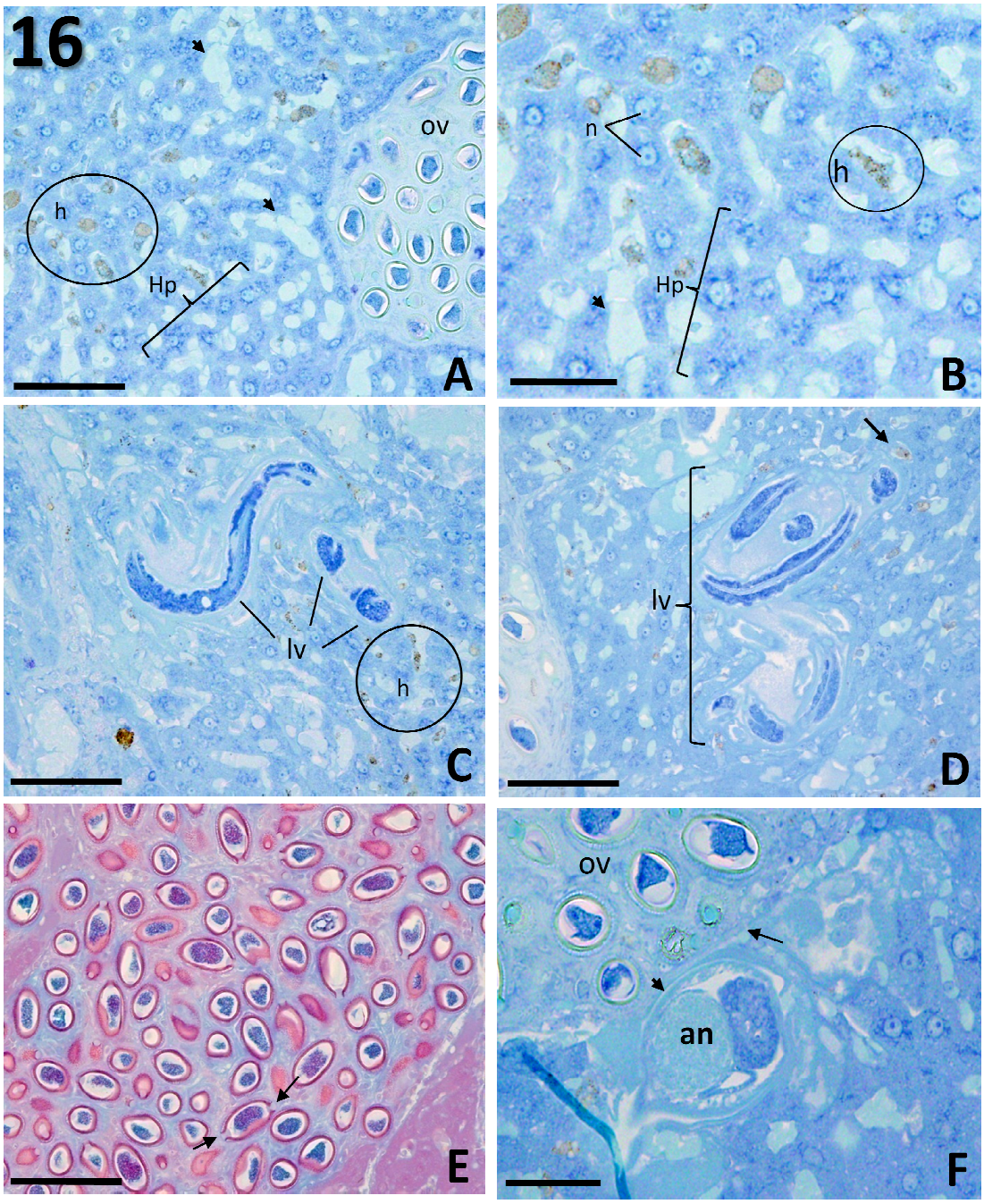
Figura 16A: Detalhe de um lóbulo hepático onde se observa, próximo à superfície do parasito, alteração no arranjo das placas de hepatócitos (Hp) e hipertrofia dos capilares sinusóides (cabeça de seta). Nota-se células ricas em pigmentos de hemosiderina (h). Ovos (ov) presentes no interior do parasito. Coloração: Azul de Toluidina, inclusão em historesina®. Barra = 100µ.

Figura 16B: Detalhe ampliado da figura 3a, com destaque para células ricas em pigmentos de hemosiderina (h), placas de hepatócitos (Hp) desorganizadas, hipertrofia de capilares sinusóides (cabeça de seta). N = núcleo. Coloração: Azul de Toluidina, inclusão em historesina®. Barra = 50µm.

Figura 16C e **16D**: Detalhe do parasito na fase larvar (lv) inserido no fígado. Observar discreta reação de células com pigmentos de hemosiderina (h) próximas ao helminto. Coloração: Azul de Toluidina, inclusão em historesina®. Barra = 100µm.

Figura 16E: Detalhe do útero do parasito adulto onde se visualiza massa de ovos (ov) embrionados em cortes transversais e longitudinais. Estes últimos, permitem a observação dos dois opérculos (seta) opostos. Coloração: Azul de Toluidina, inclusão em historesina®. Barra = 100µm.

Figura 16F: Diferentes segmentos do parasito, destacando-se cortes transversais de porção anterior (a) nos quais é possível visualizar cutícula (seta) e contorno de órgãos internos, porção mais caudal do parasito, com cutícula mais delgada (cabeça de seta), devido à dilatação causada pelo grande número de ovos (ov) no útero. Hepatócitos hipertrofiados (Hp). Coloração: Azul de Toluidina, inclusão em historesina®. Barra = 50µm.


16
ov
h
Hp
A
n
h
Hp
B
lv
h
C
lv
D
ov
an
E
F

5.2. ANÁLISE TAXONÔMICA DE NEMATÓDEO PARASITO DE PULMÃO DE *Rattus norvegicus*

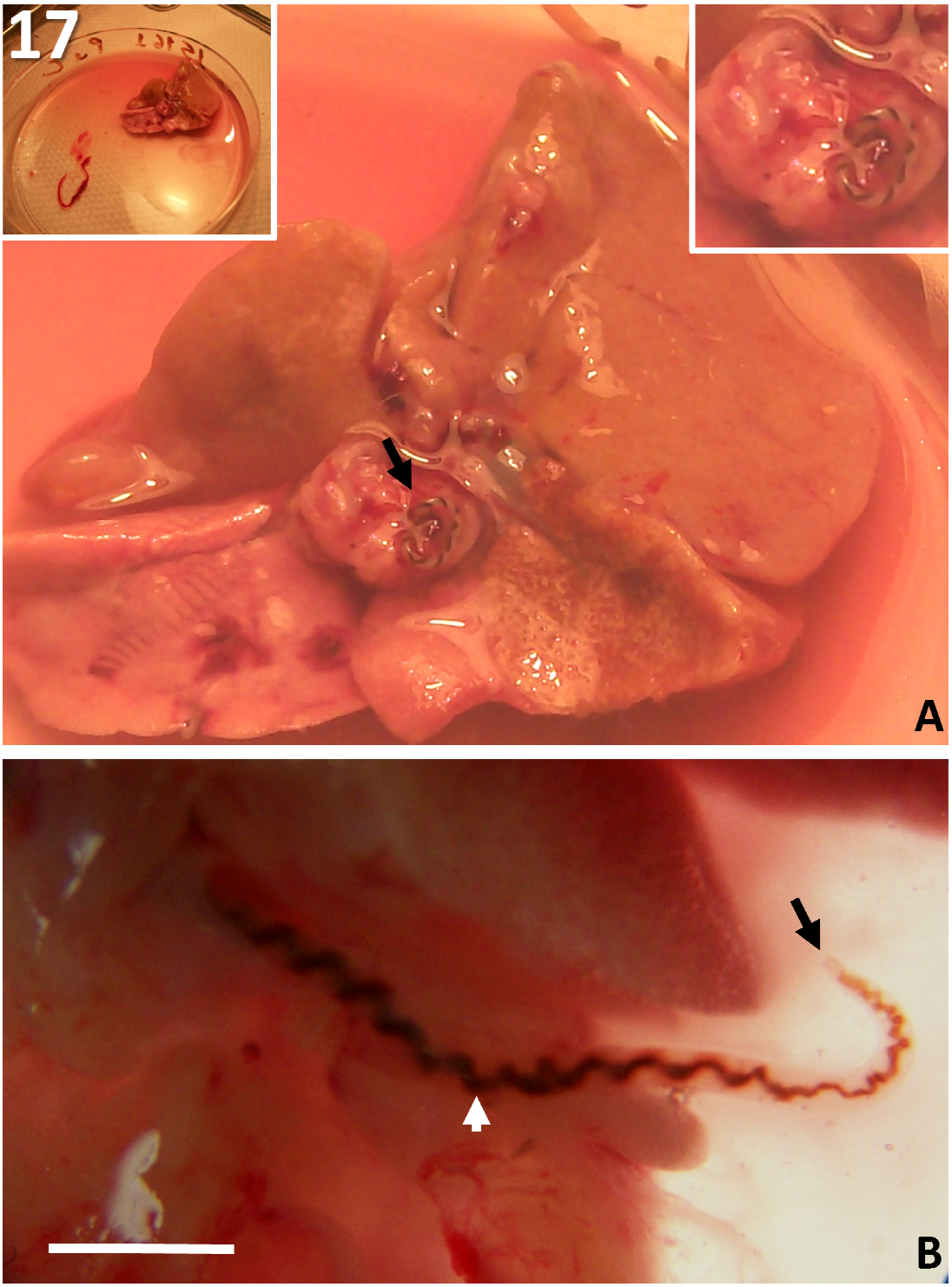
Espécimes de Nematoda coletados da artéria pulmonar de uma fêmea adulta de *Rattus norvegicus* do bairro do Guamá, apresentavam corpo de formato cilíndrico (Figs. 17 e 23A), com dimensões maiores que os espécimes de nematódeos encontrados no fígado.

Um total de sete nematódeos, adultos, machos e sete espécimes adultos, fêmeas, foram colhidos da artéria pulmonar (Fig. 17). Através de microscopia de luz e microscopia eletrônica de varredura foram analisadas as características gerais destes helmintos, tais como: abertura bucal simples e lábios ausentes (Figs. 19B e 21A); Esôfago claviforme curto (Figs. 18A-B, 19A, 21A e 22A); Anel Nervoso localizado na extremidade anterior do terço posterior do esôfago (Figs. 18B, 19A, 21A e 22A); Poro excretor transversal ao eixo longitudinal do corpo, localizado abaixo da junção do esôfago com intestino. (Figs. 18B-C, 19A, 21A, 22A e 23C).

Figura 17: Aspectos Gerais do Pulmão de *Rattus norvegicus* parasitado por *Angiostrongylus cantonensis*

Figura 17A: Pulmão de roedor *Rattus norvegicus* em placa de petri de 10 cm de diâmetro, imerso em solução tampão salina, logo após a necropsia. Observa-se a evasão do helminto (seta) do interior de vaso de grande calibre do órgão. Visão geral do órgão (*insert* a esquerda) e visão ampliada da extremidade do vaso sanguíneo por onde exterioriza-se o helminto (*insert* a direita).

Figura 17B: Imagem de estereomicroscópio (aumento = 2x) onde é observada porção anterior do helminto (seta) exteriorizando-se de vaso pulmonar. Observar cutícula transparente através da qual se visualiza o tubo digestivo sinuoso (cabeça de seta) repleto de sangue. Barra = 2mm


17
A
B

5.2.1 Diagnóstico taxonômico de nematódeos machos e fêmeas, parasitos de pulmão de *Rattus norvegicus*

Foram mensurados o comprimento e a largura do corpo e de outras estruturas com importância para identificação taxonômica dos 7 exemplares machos e das 7 fêmeas sendo, apresentados ao longo do texto, a média aritmética dos valores, acompanhada pelo desvio padrão e, entre parênteses, observa-se o menor e o maior valores obtidos. Estes mesmos valores são apresentados nas Tabelas 3 e 4 para machos e fêmeas, respectivamente. Todas as medidas estão em milímetros.

Machos (baseado em sete espécimes): Os espécimes machos apresentam corpo menor e menos robusto que as fêmeas. O comprimento total e largura, medida na metade do corpo do macho, foi de 21,79mm ± 0,69 (20,6-22,74) × 0,330mm ± 0,02 (0,30-0,37). Esôfago medindo 0,314mm ± 0,007 (0,306-326) × 0,059mm ± 0,001 (0,057-0,062) (largura na altura do bulbo). Anel nervoso e poro excretor distante 0,245mm ± 0,009 (0,225-0,252) e 0,427mm ± 0,028 (0,374-0,466) da extremidade anterior respectivamente (Figs. 19A e 22A).

Espículos longos, finos, subiguais (Figs. 19C e 22D-E), com extremidade posterior afilada e delicada bainha de revestimento estriada transversalmente (Figs. 19D e 22E). Espículo direito medindo 1,215mm ± 0,106 (0,965-1,302) e espículo esquerdo medindo 1,198mm ± 0,094 (1,000-1,284). O Gubernáculo (Figs. 20A-C e 22B-C) apresentou-se bem desenvolvido, medindo 0,117mm de comprimento ± 0,008 (0,11-0,13).

Extremidade posterior curvada dorsoventralmente. Bolsa copuladora conspícua, bilobada, apresentando pequena incisão em sua extremidade posterior (Fig. 20B). Raios da bolsa (Figs. 20C-D e 22B) bem definidos, organizados da seguinte forma: dois raios ventrais que surgem de um tronco comum, identificados como raio ventro-ventral e ventro-lateral,

longos, unidos da base até o início do terço distal, onde se separam. A extremidade do raio ventro-lateral aproxima-se da margem da bolsa, sendo maior que o ventro-ventral.

De um mesmo tronco, originam-se os três raios laterais: lateral-anterior, menor e mais largo que os demais, raio lateral-medio, maior que os demais, finalizando próximo à margem da bolsa, unido até a metade do comprimento do raio lateral-posterior; raio dorsal externo isolado dos raios laterais, mas com comprimento semelhante ao do raio lateral-posterior; raio dorsal, de comprimento reduzido. Todos os raios apresentam uma estrutura papiliforme em sua extremidade (Figs. 20C-D e 23H).

Tabela 3: Morfometria baseada em sete espécimes machos recuperados do pulmão de *Rattus norvegicus* coletado no bairro do Guamá, Belém/PA (medidas representadas em milímetros).

Parâmetros Medidos	Média	Mínimo	Máximo	Desvio Padrão
Comprimento total do corpo	21,79	20,6	22,74	0,696
Largura do corpo	0,33	0,30	0,37	0,02
Comprimento do esôfago	0,314	0,306	0,326	0,007
Largura do esôfago	0,059	0,057	0,062	0,001
Distância do anel nervoso a extremidade posterior do corpo	0,245	0,225	0,252	0,009
Distância do poro excretor a extremidade posterior do corpo	0,427	0,374	0,466	0,028
Espículo Direito	1,215	0,965	1,302	0,106
Espículo Esquerdo	1,198	1,000	1,284	0,094
Gubernáculo	0,11	0,11	0,13	0,008
Bolsa Copuladora	0,139	0,134	0,148	0,004

Fêmeas: apresentam corpo maior e mais robusto que o macho, medindo 26,88mm ± 1,26 (25,2-28,86) × 0,407mm ± 0,021 (0,38-0,44) (largura medida na metade do corpo). Esôfago medindo 0,375mm ± 0,017 (0,353-0,408) × 0,060mm ± 0,006 (0,051-0,07) (Largura mensurada na altura do bulbo). A partir da extremidade anterior, o anel nervoso localiza-se a 0,284mm ± 0,025 (0,249-0,318) e poro excretor a 0,461mm ± 0,025 (0,417-0,487).

Vulva próxima ao ânus, com discreta elevação próxima ao lábio anterior, abertura transversal ao eixo longitudinal do corpo (Figs. 18D-F, 21B-C e 23D-F), localizada a 0,201mm da extremidade posterior ± 0,041 (0,138-0,279); Útero repleto de ovos (Figs. 18F-G e 21B-C); ovojetor presente (Fig. 18G). Abertura anal subterminal (Figs. 18E-F, 21B e 23D-E), distando 0,11mm da extremidade posterior do corpo. Todos os espécimes fêmeas apresentam cauda curta e arredondada. (Figs. 18D-F, 21B-C e 23D-E).

Tabela 4: Morfometria baseada em sete espécimes fêmeas recuperadas do pulmão de *Rattus norvegicus* coletado no bairro do Guamá, Belém-PA (medidas representadas em milímetros).

Parâmetros Medidos	Média	Mínimo	Máximo	Desvio Padrão
Comprimento total do corpo	26,88	25,2	28,86	1,26
Largura do corpo	0,407	0,38	0,44	0,021
Comprimento do esôfago	0,375	0,353	0,408	0,017
Largura do esôfago	0,060	0,051	0,07	0,006
Distância do anel nervoso a extremidade posterior do corpo	0,284	0,249	0,318	0,025
Distância do poro excretor a extremidade posterior do corpo	0,461	0,417	0,487	0,025
Distância da vulva a extremidade posterior do corpo	0,201	0,138	0,279	0,041
Distância do ânus a extremidade posterior do corpo	0,050	0,039	0,068	0,010
Ovo comprimento × largura	0,03 × 0,05	0,03 × 0,04	0,03 × 0,06	0 × 0,008

Figura 18: Microscopia de luz de *Angiostrongylus cantonensis* fêmea retirada da artéria pulmonar de *Rattus norvegicus*.

Figura 18A: Microscopia de luz da porção anterior do helminto onde se destaca toda extensão do esôfago em formato claviforme (E). Barra = 50µm

Figura 18B: Microscopia de luz da porção anterior destacando-se: anel nervoso (AN) circundando o esôfago e, poro excretor (PE) logo abaixo da junção do esôfago com o intestino (I). Barra = 50µm

Figura 18C: Ampliação da figura 18B mostrando detalhe do poro excretor (PE) em disposição transversal ao eixo longitudinal do corpo. Barra = 50µm.

Figura 18D: Visão frontal da porção posterior da fêmea onde se destaca a musculatura da região vulvar. Barra = 100µm.

Figura 18E: Visão lateral da porção posterior permitindo melhor visualização da abertura da vulva (V), transversal ao comprimento do corpo; discreta elevação na cutícula próxima à vulva. Observar a porção terminal do tubo digestivo (TD) abrindo-se externamente em um ânus (A) próximo à extremidade da cauda, a qual é curta e arredondada. Barra = 200µm.

Figura 18F: Visão lateral da porção posterior em menor aumento permitindo a visualização de segmento do útero (U) repleto de ovos (O). Próximo à extremidade caudal observa-se a vulva (V). Barra = 250µm.

Figura 18G: Ampliação da figura 18F permitindo melhor visualização de região do útero (U) que apresenta um estreitamento, denominado ovojetor (seta), estrutura que facilita a postura dos ovos (O). Barra = 200µm.

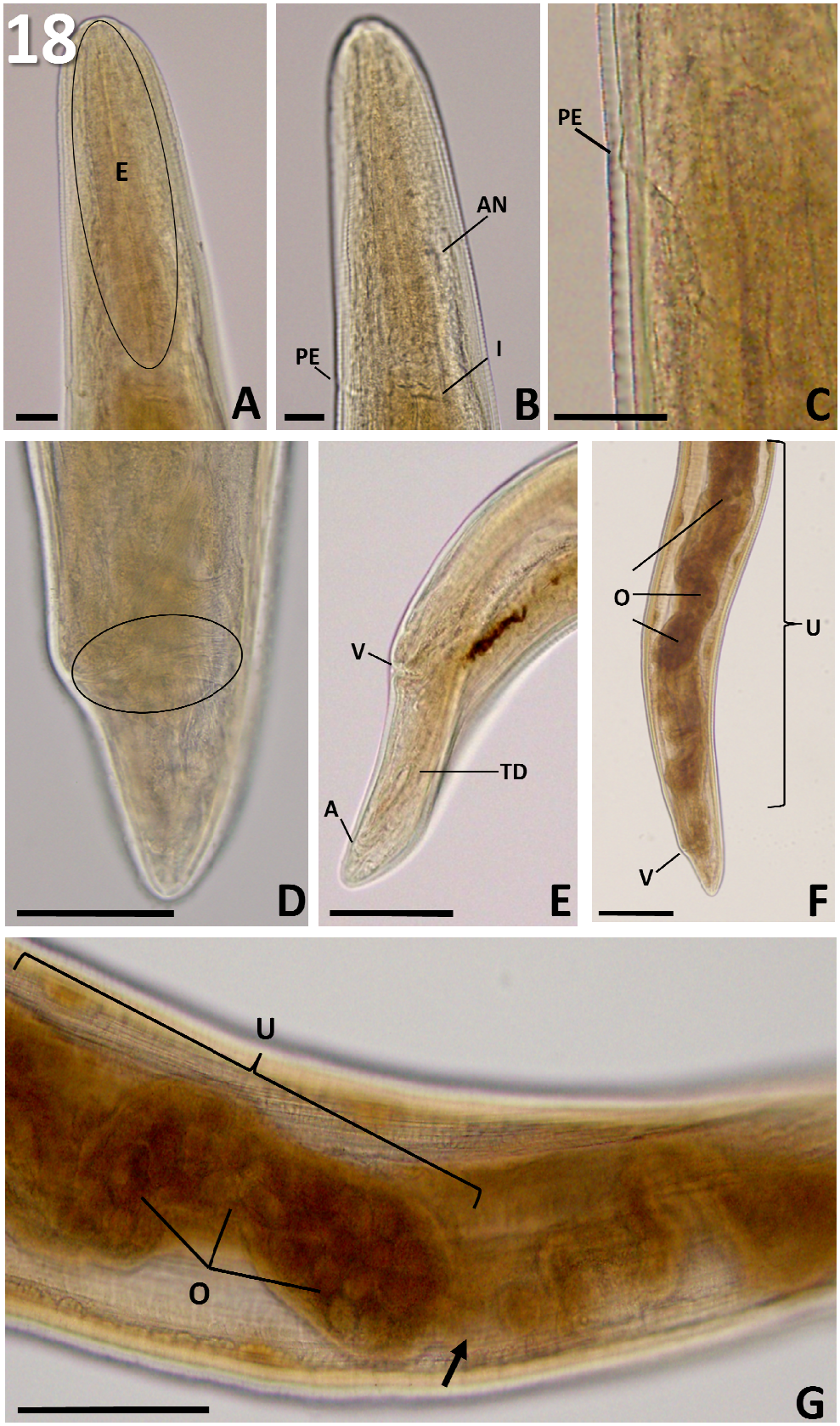

18
E
A
AN
PE
I
B
PE
C
V
TD
A
D
E
O
U
V
F
U
O
G

Figura 19: Microscopia de luz de *Angiostrongylus cantonensis* macho retirado de artéria pulmonar de *Rattus norvegicus*.

Figura 19A: Aspecto geral da porção anterior do nematódeo, com visualização da boca (B), toda extensão do esôfago claviforme (E) curto e com estriações musculares transversais, anel nervoso (AN), porção proximal do intestino (I) e poro excretor (PE). Barra = 50µm

Figura 19B: Visão ampliada da figura 19A com detalhe da abertura da boca (b) simples e sem lábios; esôfago (E) iniciando imediatamente abaixo da abertura bucal. Visão mais detalhada das estriações transversais da musculatura do esôfago e da dupla camada de cutícula (ct) que recobre o helminto. Barra 25µm.

Figura 19C: Aspecto geral da porção terminal do nematódeo, apresentando dois espículos (Es) longos, delgados e subiguais. Bolsa copuladora (BC) pequena. Barra = 50µm.

Figuras 19D e 19E: Ampliação de segmentos da figura 19C destacando as extremidades posterior – 19D dos espículos, com terminação afilada e anterior – 19E. Na fig. 19D observa-se a bainha que reveste os espículos providas de estrias transversais. Barra = 50µm.

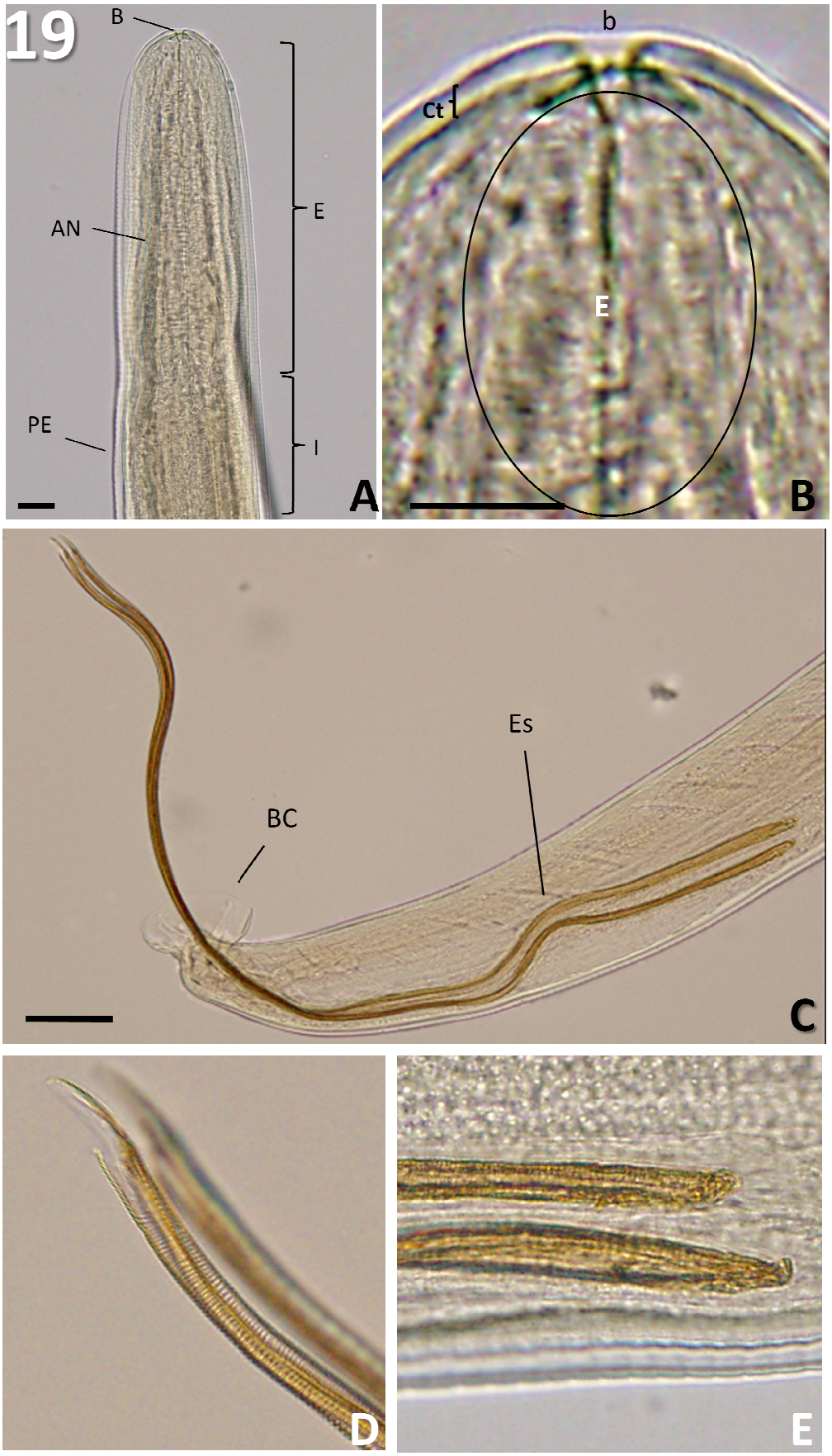

19
B
AN
E
PE
I
A
b
Ct
E
B
Es
BC
C
D
E

Figura 20: Microscopia de luz da porção posterior de *Angiostrongylus cantonensis* macho, retirado da artéria pulmonar de *Rattus norvegicus*.

Figura 20A: Visão ampliada da região posterior do helminto, próximo à bolsa copuladora, com gubernáculo (em destaque), órgão acessório de cópula. Barra = 50µm.

Figura 20B: Bolsa copuladora (BC) bilobada com pequena incisão (I) em sua extremidade posterior (seta), raio dorsal curto (área em destaque). Barra = 2mm

Figura 20C: Visão lateral da porção posterior de nematódeo macho. Lobo bursal esquerdo com visão dos dois raios ventrais (rv), três laterais (rl) e um dorsal externo (rde). Barra = 50µm.

Figura 20D: Visão ampliada da figura 20C com maiores detalhes dos raios ventrais próximos ao corpo do helminto, nascendo de um tronco comum, unidos em dois terço de seu comprimento. Raio ventro-ventral (vv) menor que o ventro-lateral (vl), aproximando-se da margem da bolsa copuladora. Raios laterais originários de um tronco comum, divididos em lateral-anterior (la), menor e mais largo que os demais, unido a estes apenas pelo tronco, raio lateral-medio (lm) estendendo-se até as proximidades da margem da bolsa copuladora, unido ao raio lateral-posterior (lp) até metade de seu comprimento. Raio dorsal externo (de) isolado dos laterais. Destaque para a abertura da cloaca, por onde se exterioriza os espículos. Barra = 50µm.

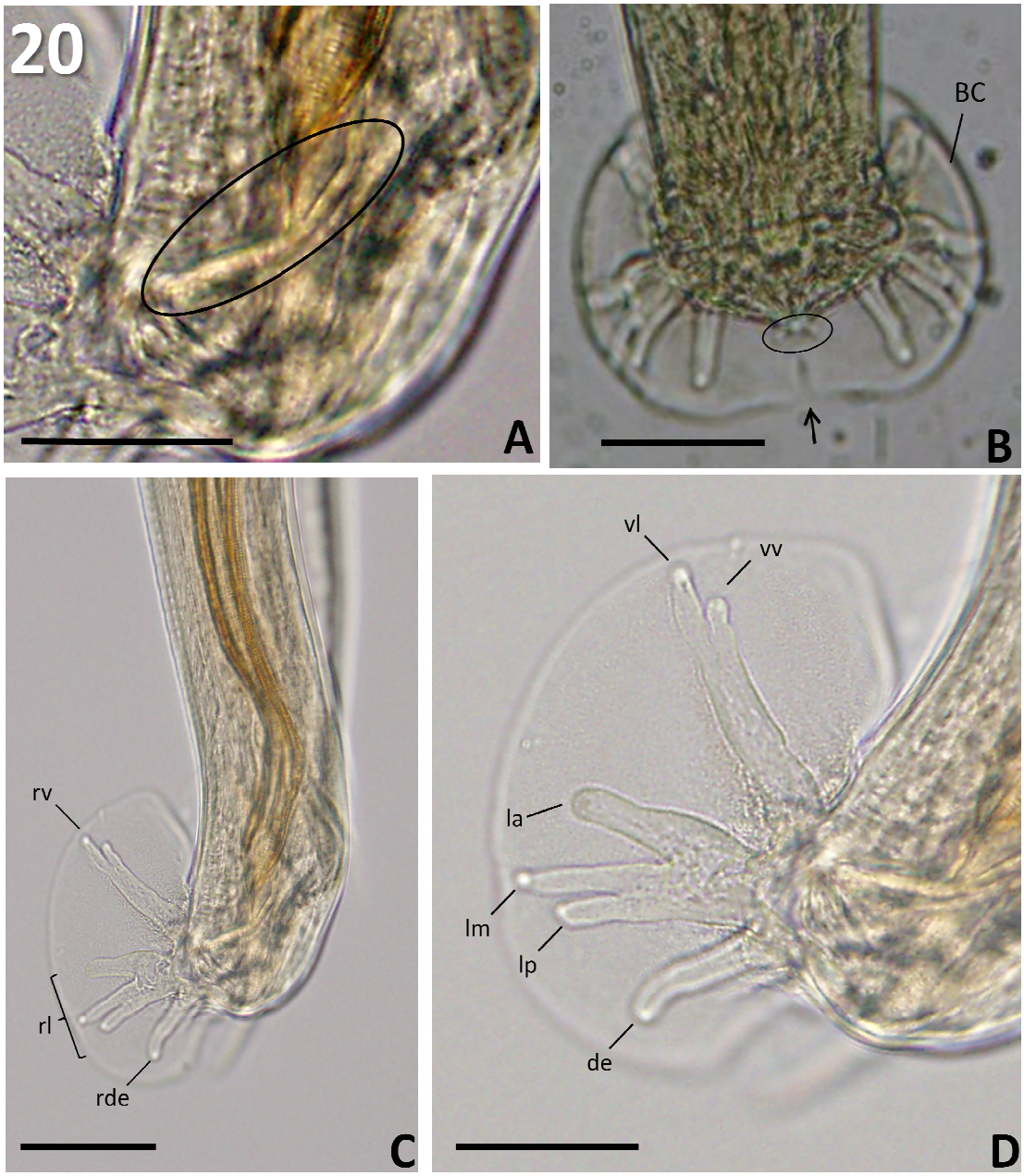

20
A
BC
B
rv
rl
rde
C
vl
vv
la
lm
lp
de
D

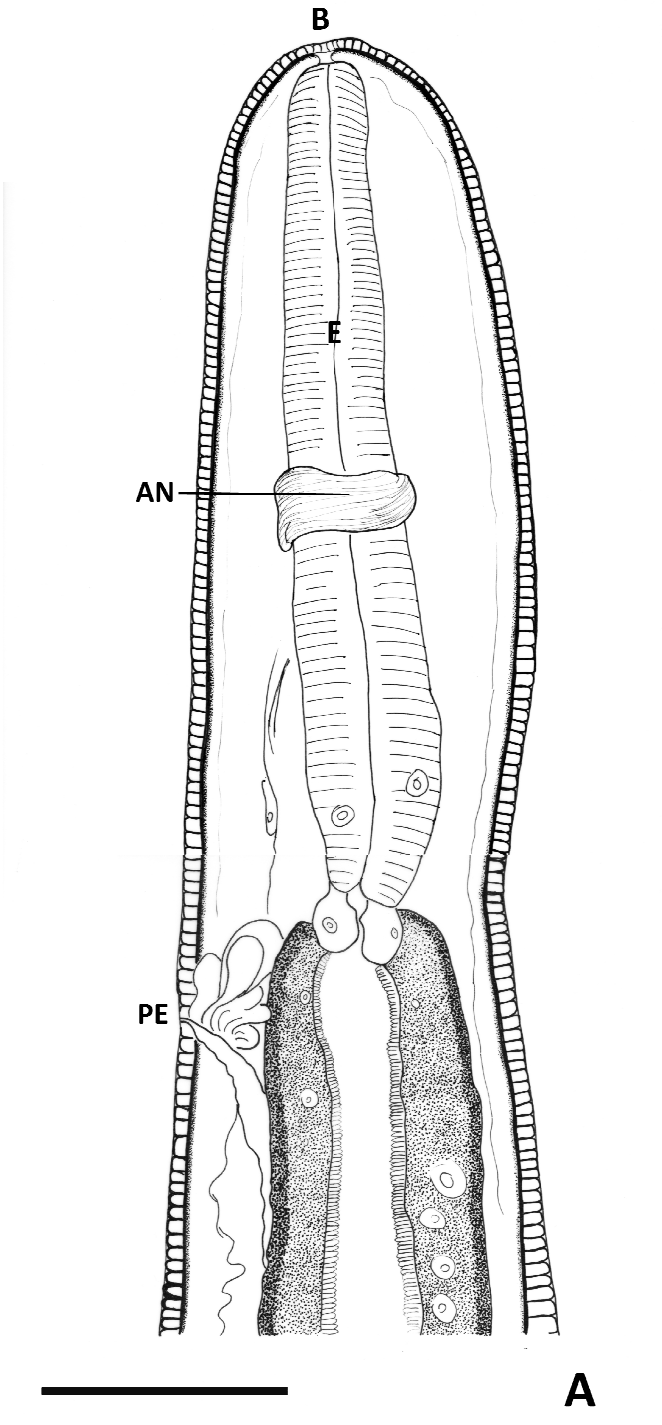
Figura 21: Ilustração de *Angiostrongylus cantonensis* fêmea, retirada da artéria pulmonar de *Rattus norvegicus*.

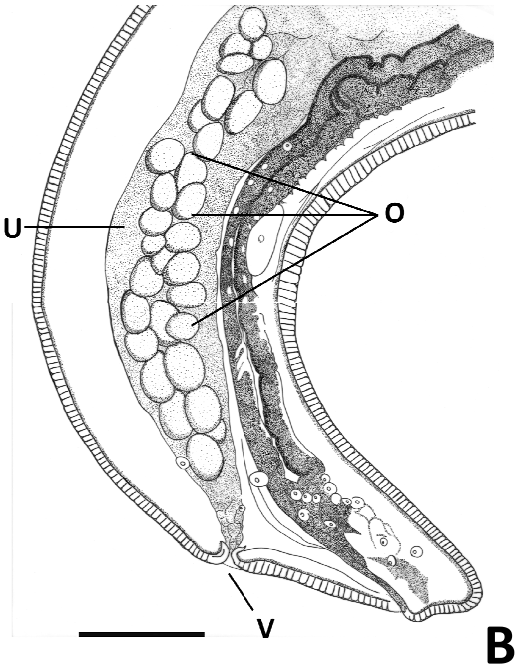
Figura 21A: Ilustração da porção anterior de nematódeo fêmea onde estão representados boca (B), esôfago claviforme (E), anel nervoso (AN) e poro excretor (PE). Barra =100µm.

Figura 21B: Ilustração da porção posterior (vista lateral) da fêmea, onde se destacam útero (U) preenchido de ovos (ov), vulva (V) e ânus (A) localizados próximos à extremidade caudal. Barra = 100µm.

Figura 21C: Ilustração da porção posterior (vista ventral) da fêmea, onde é possível observar o útero (U) com seus ovos (ov) e a vulva (V). Barra = 100µm.

21





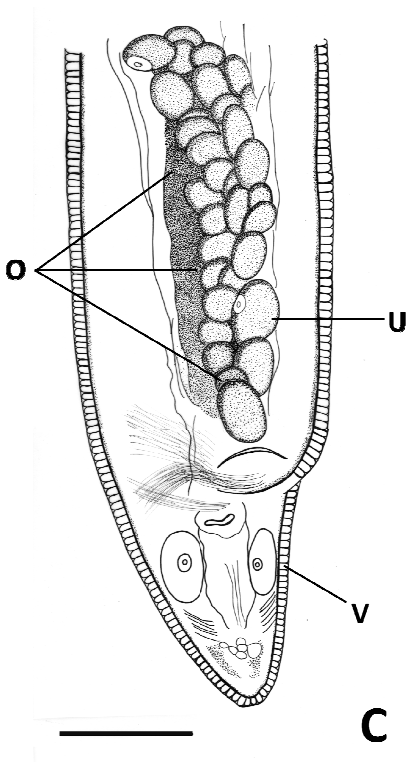


Figura 22: Ilustração de *Angiostrongylus cantonensis* macho, retirado da artéria pulmonar de *Rattus norvegicus*.

Figura 22A: Ilustração da porção anterior do nematódeo macho, com destaque para anel nervoso (AN), esôfago claviforme (E), poro excretor (PE) e intestino (I). Barra =100µm.

Figura 22B: Ilustração da extremidade posterior de macho onde se destacam o gubernáculo (Gu) e bolsa copuladora (BC), na qual se observam os raios ventro-ventral (vv), latero-ventral (lv), lateral anterior (la), lateral medial (lm), lateral posterior (lp) e dorsal externo (ed). Barra =100µm.

Figura 22C: Ilustração do gubernáculo. Barra = 30µm.

Figura 22D: Ilustração da porção posterior do macho onde é possível verificar toda extensão dos dois espículos subiguais e a bolsa copuladora (BC) bem na extremidade terminal do helminto. Barra = 200µm.

Figura 22E: Ilustração dos espículos esquerdo (Ee) discretamente menor que o espículo direito (Ed) apresentando-se revestidos por bainha com estrias transversais e as extremidade distais com afilamento. Barra = 300µm.

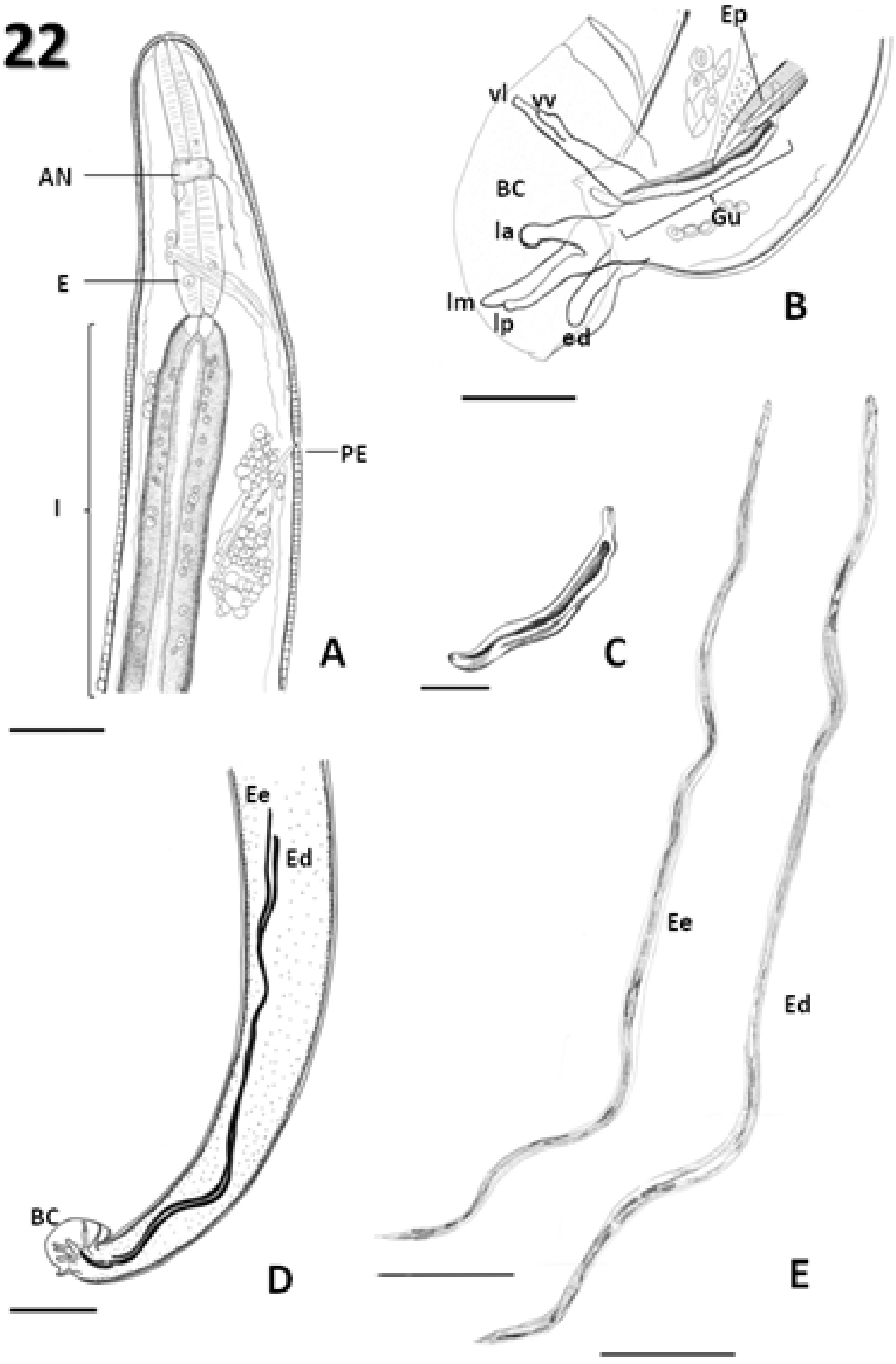

22
AN
E
I
PE
A
Ep
vl
vv
BC
la
Gu
lm
lp
ed
B
C
Ee
Ed
BC
D
Ee
Ed
E

Figura 23: Microscopia eletrônica de varredura de *Angiostrongylus cantonensis* machos e fêmeas, retirados de artéria pulmonar de *Rattus norvegicus*.

Figura 23A: Visão geral de fêmea de nematódeo. Extremidade anterior apontada por seta. Barra = 1mm.

Figura 23B: Porção apical de fêmea de nematódeo caracterizada por seu formato arredondado e ausência de lábios. Cutícula com estrias transversais ao eixo do corpo (setas). Barra = 15µm.

Figura 23C: Porção anterior de fêmea de nematódeo com discreto afilamento de sua extremidade. É possível observar a pequena abertura longitudinal do poro excretor em destaque e no detalhe ampliado (*insert*). Barra = 100µm

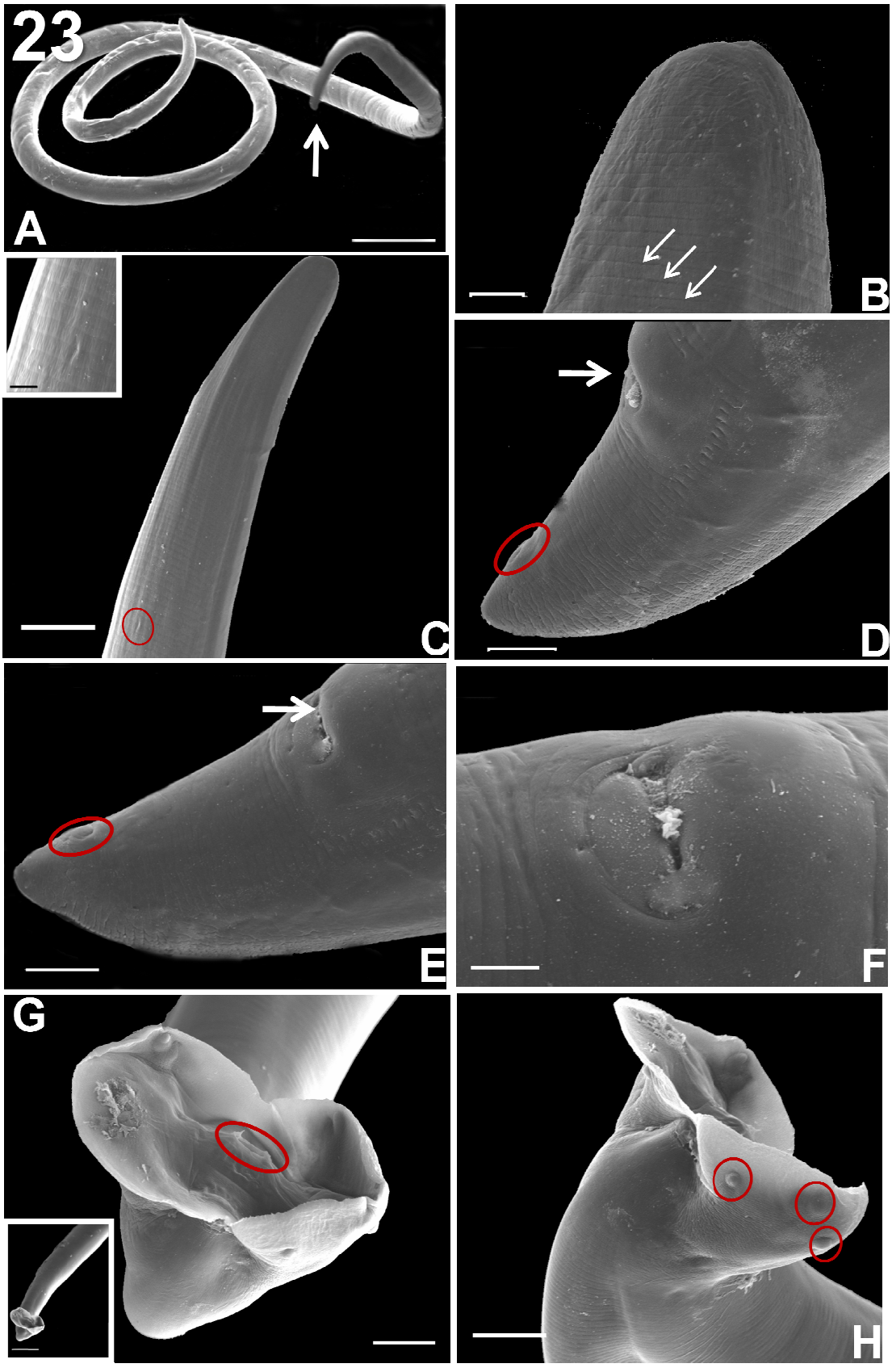
Figura 23D: Visão latero-ventral da porção terminal de fêmea de nematódeo onde se observa a vulva (seta branca) próxima ao ânus subterminal (em destaque). Cauda levemente arredondada. Barra = 25 µm

Figura 23E: Visão ventral da abertura vulvar, transversal ao eixo do corpo (seta). Imediatamente anterior à esta, forma-se uma protuberância. Mais distal e em destaque, a abertura do ânus. Barra = 25µm

Figura 23F: Visão ventral da abertura da vulva. Cutícula apresentando estriamento transversal irregular. Barra = 10µm

Figura 23G: Visão da face ventral da bolsa copuladora bilobada de macho de nematódeo, com destaque para a abertura da cloaca. No detalhe é possível observar sua localização na extremidade final do corpo (*insert*). Barra = 25µm.

Figura 23H: Visão da fase dorsal da bolsa copuladora na qual se observam as papilas terminais dos raios laterais e dorsal externo (em destaque). Barra = 25µm.


23
A
B
C
D
E
F
G
H

VI. DISCUSSÃO

6.1 HELMINTOS PARASITOS DO FÍGADO DE *Rattus norvegicus*

Reino: Animalia
Classe: Nemathelminthe
Ordem Trichurida
Família: Trichinellidae
Gênero: *Calodium*
Espécie: *Calodium hepaticum*

Roedores do gênero *Rattus* com frequência alberga *Calodium hepaticum*, sendo considerado principais hospedeiros ou reservatórios primários deste nematódeo (BARRET, 1972; FARHANG-AZAD e SCHLITTER, 1978; GALVÃO, 1979; FERREIRA e ANDRADE, 1993; REPERANT, 2005; BERENGUER, 2006; NABI, 2007; RESENDES, 2009 e LI *et al,* 2010).

Galvão (1981) relata haver encontrado 64% de 138 ratos capturados em diversos pontos da cidade de Salvador, Bahia, infectados por *Calodium hepaticum*. Segundo Sawamura (1999), no levantamento da helmintofauna de roedores na cidade de São Paulo realizado por Piazza *et al.*, em 1963, a prevalência deste nematóide foi de 43%; em 2001, Ceruti *et al*. encontraram 36% de *Rattus norvegicus* da área urbana de Milão, Itália, com o mesmo helminto parasito.

As lesões presentes no fígado de dois dos roedores capturados indicaram tratar-se de parasitismo por *Calodium hepaticum,* devido ao aspecto macroscópico, compatível com as lesões decorrentes deste helminto, descrito por Layne (1971); Barret (1972); Ceruti (2001).

Para confirmação foram estudadas as imagens obtidas por microscopia de luz (Figs. 14D-F) permitindo-nos a análise das alterações histopatológicas no fígado de ambos os ratos

deste estudo (Figs. 15 e 16) e a visualização de larvas e adultos do helminto, repletos de ovos. As características peculiares destes ovos com formato elíptico, dupla casca, estrias transversais e dois opérculos em pólos opostos com *plugs*, foram determinantes para confirmar o diagnóstico do parasitismo por tricurídeo da espécie *Calodium hepaticum*.

Estes dados estão de acordo com os trabalhos de Barrett e Gordon (1972); Farhang-Azad e Schlitter (1978); Reperant e Deplazes (2005) e Resendes et al (2009), para os quais, informações semelhantes são suficientes para o diagnóstico desta infecção.

Deste modo, é importante destacar que o diagnóstico do *Calodium hepaticum* em *Rattus norvegicus* na cidade de Belém, deve ser considerado como alerta para órgãos de saúde pública, uma vez que este helminto pode parasitar também a espécie humana.

O caráter zoonótico de *Calodium hepaticum* já foi destacado no Brasil e no Mundo nos trabalhos de Galvão (1979; 1981); Nabi *et al*. (2007); Sawamura *et al*. (2009); Camargo *et al*. (2010); Li *et al*. (2010). Casos de infecção por *C. hepaticum* já foram registrados no Japão, Índia, América, Canadá, Brasil, Alemanha, Itália, Coréia, Tchecoslováquia e China (LI *et al*., 2010).

6.2 HELMINTOS PARASITOS DO PULMÃO DE *Rattus norvegicus*

Reino: Animalia
Classe: Nemathelminthe
Ordem: Strongylidea
Família: Angiostrongylidae
Gênero: *Angiostrongylus*
Espécie: *Angiostrongylus cantonensis*

A identificação dos nematódeos encontrados na artéria pulmonar de um dos ratos capturados (Figs. 17A-B) foi baseada na chave taxonômica proposta por Anderson *et al.*

(1978), segundo a qual, nematódeos parasita de pulmão pertencem à Superfamília Metastrongyloidea.

Dentro desta Superfamília, de acordo com Anderson *et al.* (1978), nematódeos, cujas fêmeas apresentam a vulva localizada na porção posterior do corpo, pertencem à Família Angiostrongylidae, Subfamília Angiostrongylinae. De modo semelhante, as fêmeas parasitas de vaso pulmonar, descritas neste estudo, apresentam tais características (Figs. 18D-E), determinando, com isso, sua classificação na Família Angiostrongylidae, Subfamília Angiostrongylinae.

Dentro da Família Angiostrongylidae, Urquhart *et al.* (1996) e Vicente *et al.* (1997) descrevem o gênero *Angiostrongylus* Kamensky, 1905, como parasito de sistema circulatório pulmonar e cardíaco ou de veias mesentéricas de carnívoros, roedores e marsupiais. Assim, levando em considerando o hospedeiro analisado por nós, um roedor do gênero *Rattus* acreditamos tratar-se do gênero *Angiostrongylus*.

Ubelaker (1986) descreve os caracteres morfológicos de *Angiostrongylus* como nematódeos de corpo pequeno, porém robusto e com bolsa copuladora dos machos completa anteriormente, sobrepondo-se à região anal, com uma incisão na extremidade e sem reforço em sua porção terminal.

Ainda, segundo Ubelaker (1986), os raios desta bolsa estão divididos em raios ventro-ventral e latero-ventral, nascendo de um longo tronco comum; raios laterais, também oriundos de um tronco comum; raio dorsal externo, isolado dos demais e raio dorsal, de tamanho reduzido e com uma incisão em sua ponta. Os machos têm espículos longos e gubernáculo pouco quitinizado, enquanto as fêmeas apresentam ânus subterminal; vulva próxima ao ânus e ovojetor proeminente, além de serem ovovivíparas.

Ubelaker (1986) também acrescenta que o gênero *Angiostrongylus* não apresenta lábios, havendo ao redor da abertura bucal, um círculo com 6 papilas e um segundo círculo, em volta do primeiro, com mais 4 papilas duplas.

Exceto pela dificuldade que tivemos na visualização deste conjunto de papilas, tanto na microscopia de luz, quanto na microscopia eletrônica de varredura, as demais características acima descritas assemelham-se às observadas nos nematódeos retirados da artéria pulmonar do roedor que capturamos, como pode ser observado nas Figuras 18-23.

Deste modo, além de levar em consideração o hospedeiro analisado neste estudo, os caracteres morfológicos dos nematódeos parasitos de pulmão deste hospedeiro foram comparados à descrição morfológica de Ubelaker (1986) para o gênero *Angiostrongylus*. A similaridade entre estes nos leva a acreditar que encontramos uma espécie pertencente ao gênero *Angiostrongylus*.

Para identificação da espécie, utilizamos a chave taxonômica de Kinsella (1971) para as espécies do gênero *Angiostrongylus*. Nesta Chave, encontramos identificados como parasitos de roedores e de carnívoros, aqueles caracterizados pela presença de raio dorsal reduzido; enquanto parasitos de mussaranhos seriam as espécies com raio dorsal longo, igual ou superior ao comprimento do raio dorsal externo.

A chave taxonômica de Kinsella (1971) descreve as seguintes espécies do gênero *Angiostrongylus*: *A. michiganensis* Ash, 1967; *A. soricis* Soltys, 1954; *A. blarini* Ogren, 1954; *A. mackerrasae* Bhaibulaya, 1968; *A. tateronae* (Baylis, 1928) Dougherty, 1946; *A. sandarsae* Alicata, 1968; *A. shimidti* Kinsella, 1971; *A. sciuri* Merdevenci, 1964; *A. chabaudi* Biocca, 1957; *A. gubernaculatus* Doughert, 1946 e *Angiostrongylus cantonensis* (Chen, 1935) Dougherty, 1946.

De acordo com Kinsella (1971), *Angiostrongylus michiganensis* parasitam bronquíolos; *A. soricis* Soltys, 1954 e *A. blarini* Ogren, 1954 são identificados como parasitos

de pulmão ou de cistos de pulmão. O espículo de *A. michiganensis* mede entre 0,330 e 0,391mm, enquanto o espículo de *A. soricis* possui 0,260mm de comprimento e *A. blarini* tem espículo medindo entre 0,66 a 0,99mm. Os *Angiostrongylus,* deste estudo, distinguem-se dos descritos acima, tanto pela medida de seu espículo, em média entre 1,198 e 1,215mm (Tab. 4), quanto pelo sítio onde foram encontrados, a artéria pulmonar de *Rattus norvegicus* (Fig. 17).

Angiostrongylus mackerrasae Bhaibulaya, 1968, é identificado por Kinsella (1971) como parasito de *Rattus norvegicus* e *R. fuscipes*. Entretanto, o espículo deste metastrongilideo mede de 0,400 a 0,560mm, cerca de metade do comprimento dos espículos dos espécimes do nosso estudo.

Kinsella (1971) descreve *Angiostrongylus tateronae* (Baylis, 1928) Dougherty, 1946 apresentando o raio lateral anterior mais robusto que os demais, semelhante à morfologia do nosso estudo (Figs. 20D e 22B), contudo, seu espículo é bem menor (0,500 a 0,620 mm), além de não ser identificado como parasita de rato.

Angiostrongylus sandarsae Alicata, 1968, é classificado por Kinsella (1971) como parasito de gerbil, sendo descrito com os raios laterais iguais em largura e com espículo apresentando entre 0,330 e 0,350mm. *A. vasorum*, tem espículo de tamanho semelhante ao anterior, medindo de 0,370 a 0, 460mm de comprimento e é parasito de carnívoros, de acordo com Kinsella (1971).

Angiostrongylus shimidti Kinsella, 1971 apresenta seu órgão de cópula mais reduzido que os das espécies anteriores, entre 0,215 e 0,279mm. Por estes parâmetros, os espécimes deste estudo não se encaixam à descrição de nenhuma das espécies acima.

Fêmeas de *Angiostrongylus* descritas por Kinsella (1971) apresentaram caracteres morfológicos semelhantes às das fêmeas de *Angiostrongylus* do presente trabalho, as quais apresentaram ânus localizado em média 0,113mm (Tab. 4) da extremidade caudal. Nas

fêmeas da espécie *A. sciuri* Merdevenci, 1964, a localização do ânus é similar (0,17mm), entretanto, os espículos dos machos medem 0,425mm.

Por outro lado, localização da vulva nas fêmeas deste estudo (0,201mm) (Tabela 4) é similar a *A. chabaudi* Biocca, 1957 (0,170 a 0,210mm), contudo, estes últimos são parasitos de felídeos.

Em fêmeas de *A. gubernaculatus* Doughert, 1946, a vulva localiza-se 0,205 a 0,250mm da extremidade caudal, porém os machos possuem espículos medindo entre 0,510 e 0,560mm, diferindo dos espécimes deste estudo.

Semelhante aos *Angiostrongylus,* aqui estudados, a chave de Kinsella (1971) descreve machos de *Angiostrongylus cantonensis* (Chen, 1935) Dougherty, 1946, com espículos medindo de 1,0 a 1,4mm de comprimento, sendo ainda, parasito de *Rattus* spp. e de *Homo sapiens*.

Além de comparar os caracteres morfológicos do *Angiostrongylus* do nosso estudo aos das espécies descritos por Kinsela (1971), também o fizemos com a descrição original de *Angiostrongylus cantonensis* de Chen (1935).

Chen (1935) descreve *Angiostrongylus cantonensis* com cabeça simples, na qual não visualiza lábios nem de cápsula bucal, apenas a boca abrindo-se diretamente no esôfago. Este esôfago se alarga ligeiramente na região que se aproxima da junção com o intestino.

Segundo Chen (1935), as fêmeas apresentam corpo enrolado, dando uma ou duas voltas completas e são maiores e mais numerosas que os machos. Os machos apresentam a porção posterior dobrada dorsoventralmente e uma pequena bolsa dirigida ventralmente, quase perpendicular ao eixo do corpo.

Ainda, para a definição da espécie em estudo, como *Angiostrongylus cantonensis*, comparamos suas medidas morfométricas com as de *Angiostrongylus cantonensis* descritas por Chen (1935) em Cantão – China, comparando também com as medidas obtidas por

Thiengo *et al*. (2010), de espécimes que encontraram na cidade de Escada - Pernambuco, além das medidas de *A. cantonensis* oriundos de Akita – Japão que Thiengo *et al*. (2010) utilizaram como parâmetro para confirmar seu achado. Estas medidas estão compiladas na Tabela 5.

Tabela 5: Comparação da morfometria de *Angiostrongylus cantonensis,* retirados de *Rattus norvegicus* em Belém-PA, com as medidas de espécimes encontradas em Escada – Pernambuco (Thiengo *et al.*, 2010), em Akita – Japão (*in* Thiengo *et al.*, 2010) e as descritas por Chen (1935), em Cantão – China

Medidas	Localidade Origem							
	Belém – PA (2010)		Pernambuco (Thiengo *et al*., 2010)		Akita – Japão (*in* Thiengo *et al*., 2010)		Cantão – China (Chen, 1935)	
	Macho (n = 7)	Fêmea (n = 7)	Macho (n = 10)	Fêmea (n = 10)	Macho (n = 9)	Fêmea (n = 10)	Macho (n = 6)	Fêmea (n = 6)
Comprimento do Corpo	21,79	26,88	22,82	32,84	18,35	26,42	18,0	23
Largura do Corpo	0,33	0,40	0,35	0,48	0,30	0,36	0,25	0,35
Comprimento Esôfago	0,31	0,37	0,31	0,34	0,30	0,31	0,28	0,30
Largura do esôfago medido na base	0,05	0,06	0,04	0,05	0,04	0,04	0,04	0,07
Anel Nervoso	0,24	0,28	0,09	0,10	0,08	0,09	0,09	
Poro Excretor	0,42	0,46	0,43	0,40	0,40	0,42	0,46	0,46
Espículos	1,21 (D) 1,19 (E)	-	1,29	-	1,29	-	1,0	-
Gubernáculo	0,11	-	0,08 × 0,02	-	0,11 × 0,02	-	-	-
Vulva-cauda	-	0,20	-	0,19	-	0,25	-	0,28
Anus-cauda	-	0,11	-	0,06	-	0,07	-	0,06
Ovos	-	0,06 × 0,03	-	0,06 × 0,04	-	0,06 × 0,03	-	0,07 × 0,04

Do mesmo modo como a constatação da ocorrência de Calodium hepaticum em ratos capturados na cidade de Belém, Estado do Pará, o registro de Angiostrongylus cantonensis contribui para o mapeamento da distribuição geográfica destes helmintos, além de se constituir em uma informação de impacto para a saúde pública, já que ambos os nematódeos possuem reconhecido potencial zoonótico e de ocorrência mundial

Ressaltando que, este é o primeiro registro de Calodium hepaticum e de Angiostrongylus cantonensis em roedores no Estado do Pará, região Norte do Brasil.

A respeito do *Calodium hepaticum,* considerado raro em humanos Li *et al*. (2010) citam o registro de apenas 37 casos em todo o mundo, esta raridade é contestada há alguns anos (FARHANG-AZAD e SCHLITTER, 1978; GALVÃO, 1979; 1981; FERREIRA e ANDRADE, 1993; RESENDES, 2009).

Este questionamento se deve a duas conclusões: a primeira, relacionada à formação do profissional de saúde, desconhecedor do helminto e de seu ciclo biológico, que não permite a eliminação dos seus ovos nas fezes do hospedeiro (Galvão, 1979; 1981).

O segundo fator que leva à discordância quanto à baixa transmissão de *Calodium hepaticum* para humanos é a marcante presença de ratos do gênero *Rattus*, reservatório primário do helminto, no ambiente urbano, vivendo em íntima associação ao homem, habitando sua casa, tendo acesso a suas fontes de alimento (FARHANG-AZAD e SCHLITTER, 1978; GALVÃO, 1979; 1981; FERREIRA e ANDRADE, 1993; RESENDES, 2009).

Angiostrongylus cantonensis, por sua vez, também tem sua distribuição geográfica relacionada com *Rattus norvegicus* e *R. ratus* (Provic *et al.,* 2000), mas para completar seu ciclo, precisa de um hospedeiro intermediário, representado por molusco, principalmente da Família Veronicellidae . O caramujo *Achatina fulica* é considerado seu principal transmissor

(PANHA, 1988; PROVIC *et al,* 2000; VASCONCELLOS e PILE, 2001; KIN *et al.,* 2002; TOMA *et al.,* 2002; NEUHAUSS *et al.,* 2007).

A *Achatina fulica* foi introduzida no Brasil no final da década de 1980 (TELES e FONTES, 2002) e Peralta *et al.* fizeram o primeiro relato de sua ocorrência na cidade de Belém no ano de 2001, o que propicia a manutenção do ciclo de *Angiostrongylus cantonensis* nesta cidade.

Belém reúne condições que facilitam a manutenção e proliferação de ambos os hospedeiros. Persiste na cidade a presença de cursos de água, devido ao alto índice pluviométrico da região Amazônica e à insuficiência de canalização do esgoto sanitário, persistindo também a insuficiência da coleta de lixo e o crescimento populacional desordenado.

Até o ano 2000, apenas 25,7% dos domicílios permanentes de Belém possuíam instalações conectadas à rede geral de esgotamento sanitário, enquanto os habitantes de 8% dos domicílios declaravam descarregar seus dejetos diretamente em valas e 1,4% despejando em rios (Anuário Estatístico de Belém / 2006 – site oficial do Município disponível em http://www.belem.pa.gov.br/portal/downloads/anuario2006/2_05_saneamento.pdf, acessado em 27.07.2009).

A constatação de mais riscos à saúde, aos quais a população da cidade de Belém e seus visitantes estão expostos, chama a atenção para a necessidade de investimento em saneamento básico, adoção de programas de educação em saúde, medidas que contribuem para o controle da proliferação de animais sinantrópicos e de suas doenças.

VII. CONCLUSÃO

→ O levantamento da helmintofauna de roedores sinantrópicos (*Rattus norvegicus* e *R. rattus*) de dois bairros da cidade de Belém-PA, constatou a presença de duas espécies de helmintos com reconhecido potencial zoonótico: *Calodium hepaticum* (Bancroft, 1893) (sin. *Capillaria hepática*), parasito de fígado e, o *Angiostrongylus cantonensis* (Chen, 1935), parasito de artéria pulmonar. Ambos com distribuição geográfica mundial relacionada aos roedores nos quais este estudo foi realizado.

→ Este trabalho permitiu o estudo taxonômico dos helmintos com potencial zoonótico encontrados em *Rattus norvegicus* e *R. rattus,* através da análise de suas estruturas, observadas por microscopia de luz e microscopia eletrônica de varredura, comparadas à descrição estrutural de helmintos de roedores em chaves de identificação e artigos científicos.

→ A análise histopatológica de fígado de roedores confirmou tratar-se de *Calodium hepaticum*, um nematódeo trichurídeo, que se insere profundamente no órgão, dificultando sua análise morfológica quando observado apenas por microscopia de luz. A confecção de lâminas histológicas permitiu a visualização do helminto e das alterações patológicas desencadeadas no órgão parasitado.

→ Este estudo contribuiu com informações importantes sobre a biodiversidade de helmintos parasitos da fauna de mamíferos vertebrados da Amazônia. No entanto, estudos complementares devem ser realizados com um numero amostral maior e complementados com técnicas de biologia molecular.

VIII. REFERÊNCIAS

ANDERSON, R. C.; CHABAUD, A. G.; WILLMOTT, S.. CHI Key to the nematode parasites of vertebrates. N. 5. Keys to genera of the Superfamily Metastrongyloidea. Commonwealth Agricultural Bureaux, England. 1974.

ABU-MADI, M.A.; LEWIS, J.W.; MIKHAIL, M.; El-NAGGER, M.E.; BEHNKE, J.M. Monospecific helminth and arthropod infections in an urban population of brown rats from Doha, Qatar. **J. Helminthol**. 75. pp: 313-320, 2001.

ABU-MADI, M.A.; BEHNKE, J.M.; MIKHAIL, M.; LEWIS, J.W.; AL-KAABI, M.L. Parasite Populations In The Brown Rat *Rattus norvergicus* From Doha, Qatar Between Years: The Effect Of Host Age, Sex And Density. **J. Helminthol**. 79. pp: 105-111, 2005.

BARRETT, M. W.; GORDON, A. C.. *Capillaria hepatica* (nematoda: trichuridae) in pronghorn antelope *(Antilocapraa mericana* ord) in Alberta. **Journal of Wildlife Diseases**. v: 8. pp: 332-334, 1972

BEHNKE, J.M.; BAJER, A.; SINSKI, E.; WAKELIN, D. Interactions involving nematodes of rodents: experimental and field studies. **Parasitology** 122. pp: 39-49, 2001.

BERENGUER, J. G.. Manual de Parasitologia: morfologia e biologia dos parasitos de interesse sanitário. Chapecó: Argos, 2006.

CALDEIRA, R. L.; CARVALHO, O. S.; MENDONÇA, C. L. F. G.; GRAEFF-TEIXEIRA, C.; SILVA, M. C. F.; BEN, R.; MAURER, R.; LIMA, W. S.; LENZI, H. L.. Molecular Differentiation of *Angiostrongylus costaricensis*, *A. cantonensis*, and *A. vasorum* by Polymerase Chain Reaction-Restriction Fragment Length Polymorphism. **Mem. Inst. Oswaldo Cruz**, Rio de Janeiro, v: 98, n: 8. pp: 1039-1043, 2003.

CALDEIRA, R.L.; MENDONÇA, C.L.G.; GOVEIA, C.O.; LENZI, H.L.; GRAEFF-TEIXEIRA, C.; LIMA, W.S.; MOTA, E.M.; PECORA, I.L.; MEDEIROS, A.M.Z.; CARVALHO, O.S. First record of molluscs naturally infected with *Angiostrongylus cantonensis* (Chen, 1935) (Nematoda: Metastrongylidae) in Brazil. **Mem. Inst. Oswaldo Cruz**. v: 102, n: 7. pp: 887-889, 2007.

CAMARGO, L. M. A.; CAMARGO, J. S. A. A.; VERA; L. J. S., BARRETO, P. T. C.; TOURINHO, E. K.; SOUZA, M. M.. Capillariaisis (*Trichurida*, *Trichinellidae*, *Capillaria hepatica*) in the Brazilian Amazon: low pathogenicity, low infectivity and a novel mode of transmission. **Parasites & Vectors**. v: 3, n: 11. pp: 1-6, 2010. Disponível em http://www.parasitesandvectors.com/content/3/1/11. Acesso em 06.06.2010.

CERUTI, R.; SONZOGNI, O.; ORIGGI, F.; VEZZOLI, F.; CAMMARATA, S.; GIUSTI, A. M.; SCANZIANI, E. *Capillaria hepatica* Infection in Wild Brown Rats (*Rattus norvegicus*) from the Urban Area of Milan, Italy **Journal of Veterinary Medicine**. v: 48, n: 3. pp: 235-240, 2001.

CHEN, H. T., Un nouveau nematode pulmonaire, *Pulmonema cantonensis*, n.G., n. sp. des rats de Canton. **Anales de Parasitologie Humanie et Comparée**. v: 13, n: 4. pp: 312-317, 1935.

CHITWOOD, B. G.; CHITWOOD, M. B.. Introduction to nematology. USA: University Park Press, 1974.

CONTRERAS, A. J. D.; TARRAU, M. E. M.; ZULUETA, E. S.. Angiostrongyliasis in the Americas. **Emerging Infectious Diseases**. v:15, n.6. p.991, 2009. Disponível em www.cdc.gov/eid. Acesso em 21.12.2009.

COSTA, J. O.; COSTA, H. M. A.; GUIMARAES, M. P.. Redescription of *Angiostrongylus vasorum* (Baillet, 1866) and systematic revision of species assigned to the genera *Angiostrongylus* Kamensky, 1905 and *Angiocaulus* Schulz, 1951. Artigo original. **Revue Méd. Vét.** v: 154, n: 1. pp: 9-16, 2003.

CROSS, J. H.. Intestinal Capillariasis. **Clinical Microbiology Reviews**. pp: 120-129, 1992.

DAGUER, H.; GENIZ, P.V.; SANTOS, A.V. Ausência de *Trichinella spiralis* em Suínos Adultos Abatidos em Palmas, Estado do Paraná, Brasil. **Ciência Rural**. v: 35, n: 3. pp: 660-663, 2005.

DESPOMMIER DD. *Trichinella spiralis* and the concept of niche. **J. Parasitol**. v: 79, n: 4. pp: 472-82, 1993.

DROZDZ, J.. Revision de la systématique du genre *Angiostrongylus* Kamensky, 1905 (Nematoda: Metastrongyloidea). **Annales de Parasitologie**. v: 45, n: 5. pp: 597-603, 1970.

FARHANG-AZAD, A.; SCHLITTER, D.A., *Capillaria hepatica* In small mammals collected from Shoa province, Ethiopia. **Journal of Wildlife Diseases**. v: 14, n: 1. pp: 358-36, 1978

FUNDAÇÃO NACIONAL DE SAÚDE. **Manual de controle de roedores**. - Brasília: Ministério da Saúde, Fundação Nacional de Saúde, 132p.. Brasil, 2002.

GALVÃO, V. A.. Tentativa para detectar infecção por *Capillaria hepatica* no homem. **Rev. Inst. Méd. trop.** São Paulo. v: 21, n: 5. pp: 231-236,1979.

GALVÃO, V. A.. Estudo sobre *Capillaria hepatica*: uma avaliação do seu papel patogênico para o homem. **Mem. Inst. Oswaldo Cruz**, Rio de Janeiro. v: 76, n: 4. pp: 415-433, 1981.

GAMBLE HR, BRADY RC, BULAGA LL, BERTHOUD CL, SMITH WG, DETWEILER LA, MILLER LE LAUTNER EA. Prevalence and risk association for Trichinella infection in domestic pigs in the northeastern United States. **Vet. Parasitol**. v: 82, n: 1. pp: 59-69, 1999.

HARKEMA, R. The parasites of some North Carolina rodents. **Eco. Monographs**. v: 6, n: 2. pp: 151-232, 1936.

ER-HU, J.; QIANG, M.; DA-QING, M.; WEN, H.; AI-PING, J., CHENG-HONG, Y.. Magnetic resonance imagin of eosinophilic meningoencephalitis caused by *Angiostrongylus cantonensis* following eating freshwater. **Chinese Medical Journal**. v: 121, n: 1. pp: 67-72, 2008.

FERREIRA, L. A.; ANDRADE, Z. A.. Capillaria hepática: a cause of septal fibrosis of the liver. **Mem. Inst. Oswaldo Cruz**. n: 88. pp: 441-447, 1993

JITPIMOLMARD, S.; SAWANYAWISHUTH, K.; MORAKOTE, N.; VEJJAJIVA, A., PUNTUMETAKUL, M.; SANCHAISURIYA, K,; TASSANEEYAKUL, W.; TASSANEEYAKUL, W.; KORWANICH, N.. Albendazole therapy for eosinophilic meningitis caused by *Angiostrongylus cantonensis*. **Parasitol Res**. n: 100. pp: 1293-1296, 2007.

KEELING, M.J. E GILLIGAN, C.A. "Metapopulation dynamics of bubonic plague". **Nature**. N: 407. pp: 903–906, 2000.

KINSELLA, J.M., *Angiostrongylus schimidti* sp.n. (Nematode: Metastrongiloidea) from the rice rat, *Oryzomyspalustris*, in Florida, with a key to the species of *Angiostrongylus* Kamensky, 1905. **The Journal of Parasitology**. v: 57, n: 3. pp: 494-497, 1971.

KIM, D. Y.; STEWART T. B.; BAUER, R. W.; MITCHELL, M.. *Parastrongylus* (= *Angiostrongylus*) *cantonensis* Now Endemic in Louisiana Wildlife. **J. Parasitol**. v: 88, n: 5. pp: 1024–1026, 2002.

KLENZAK, J.; MATTIA, A.; VALENTI, A.; GOLDBERG, J.. Hepatic capillariasis in maine presenting as a hepatic mass. **Am. J. Trop. Med. Hyg**. v: 72, n: 5. pp: 651-653, 2005.

KRIVOKAPICH, S.J.; MOLINA, V.; BERGAGNA, H.F.J.; GUARNERA, E.A. Epidemiological survey of *Trichinella* Infection in domestic, Synanthropic and Sylvatic animals from Argentina. **J. Helminthol**. n: 80. pp: 267-269, 2006.

LI, C.D.; YANG H.L.; WANG, Y. *Capillaria hepatica* in China. **World J Gastroenterol**. v: 16, n: 6. pp: 698-702, 2010.

LV, S.; ZHANG, Y.; LIU, H. X.; ZHANG, C. W.; STEINMANN, P.; ZHOU, X. N.; UTZINGER, J. *Angiostrongylus cantonensis*: morphological and behavioral investigation

within the freshwater snail *Pomacea canaliculata*. **Parasitol Res.** n: 104. pp: 1351-1359, 2009.

MACPHERSON, C.N.L. Human behaviour and the epidemiology of parasitic Zoonoses. **Int. J. Parasitol**. v: 35, n: 11-12. pp:1319-1331, 2005.
MAURER, R. L.; GRAEFF-TEIXEIRA, C.; THOMÉ, J. W.; CHIARADIA, L. A.; SUGAYA, H.; YOSHIMURA, K... Natural Infection of *Deroceras leave* (Mollusca: Gastropoda) with metastrongylid larvae in a transmission focus of abdominal angiostrongyliasis. **Rev. Inst. Med. Trop. São Paulo**. v: 44. n: 1. pp: 53-54, 2002

MURRELL, K.D.; LICHTENFELS, R.J.; ZARLENGA, D.S.; POZIO, E. The systematics of the genus Trichinella with a key to species. **Vet. Parasitol.** v: 93, n: 3-4. p: 293-307, 2000.
NABI, F.; PALAHA, H. K.; SEKHSARIA, D.; CHITALE, A.. *Capillaria hepatica* Infestation. **Indian Pediatrics**. n: 44. pp: 781-782, 2007.

NEUHAUSS, E.; FITARELLI, M.; ROMANZINI, J.; TEIXEIRA, C. G.. Low susceptibility of *Achatina fulica* from Brazil to infection with *Angiostrongylus costaricensis* and *A. cantonensis*. **Mem Inst Oswaldo Cruz***,* Rio de Janeiro. v: 102, n:1. pp: 49-52, 2007.

OKULEWICZ, A.; AGNIESZKA, P.; HILDEBRAND, J.; OKULEWICZ, J.. *Calodium hepaticum* (Bancroft 1893) Moravec, 1982 – capillaria with an atypical life cycle. **Wiadomosci Parazytologiczne**. n: 49. pp: 115-124, 2003.

PAIM, G. V.; CÔRTES, V. A.. Pesquisa de *Trichinella spiralis* em roedores capturados na zona portuária de santos. **Rev. Saúde Pública**. n:13, pp: 54-55, 1979.

PALMA, H. E.; BASSO, P. C.; AMARAL,A. S.; SILVA,A. P.; SILVA, C. F.. Parasitismo por *Calodium hepaticum* em dois cães **Ciência Rural,** v: 39, n: 9, 2009.

PANHA, S. Natural Infection of the rat lungworm *Angiostrongylus cantonensis* in a thai Edible land snail, *Hemiplecta distincta*. **J. Sci. Soc**. Thailand, n: 14. pp: 233-239, 1988.

PENA, G.P.; ANDRADE FILHO, J.S; ASSIS, S. C. *Angiostrongylus costaricensis*: fisrt record of its occurrence in ter Stata of Espírito Santo, Brazil, and a review of its geographic distribution. **Rev. Inst. Med. Trop. São Paulo**. v: 37, n: 4. pp: 369-374, 1995.
PERALTA, A. S. L.; GIESE, E. G.; MATOS, E.. Ocorrência de A. fulica na **região norte do Brasil**, com **menção especial** para a cidade de **Belém.** 2001.

POZIO, E.; KAPEL, C.M. *Trichinella* nativa in sylvatic wild boars. **J. Helminthol**. v: 73, n: 1. pp: 87-89, 1999.

POZIO E. Factors affecting the flow among domestic, synanthropic and sylvatic cycles of *Trichinella*. **Vet. Parasitol**. v: 93, n: 3-4. pp: 241-62, 2000.

POZIO, E; PENCE, D.B.; LA ROSA, G; CASULLI, A., HENKE, S.E. *Trichinella* infection in wildlife of the southwestern United States. **J. Parasitol**. v: 87, n: 5. pp: 1208-1210, 2001.

PREFEITURA MUNICIPAL DE BELÉM. Anuário Estatístico do Município de Belém 2006, disponível em http://www.belem.pa.gov.br/portal/downloads/anuario2006/2_05_saneamento.pdf, acessado em 27.07.2009.

PROVIC, P.; SPRATT, D. M; CARLISLE, M. S.. Neuro-angiostrongyliasis: unresolved inssues. **Internatioal Journal for Parasitology**. n: 30. pp: 1295-1303, 2000.

REPERANT, L. A.; DEPLAZES P. Cluster of *Capillaria hepatica* infections in non-commensal rodents from the canton of Geneva, Switzerland. **Parasitol Res** n: 96. pp: 340–342, 2005.

RESENDES, A.R.; AMARAL A.F.S.; RODRIGUES, A.; ALMERIA, S. Prevalence of *Calodium hepaticum* (Syn. *Capillaria hepatica*) in house mice (*Mus musculus*) in the Azores archipelago. **Veterinary Parasitology** n: 160. pp: 340–343, 2009.

REZENDE, J.M.. **Caminhos da Medicina: as grandes epidemias**. 2002 Disponível em http://ususarios.cultura.com.br/jmrezende. Acesso em 18.07.08.

REY, L.. Parasitologia : parasitos e doenças parasitárias do homem nos trópicos ocidentais. 4ª ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2008

RICHARDS, C.S.; MERRIT, J. W. Studies of *Angiostrongylus cantonensis* in molluscan intermediate hosts. **The Journal of Parasitology**. v: 53, n: 2. pp: 382-388, 1967.

RODRIGUEZ, R.; AGOSTINI, A. A.; PORTO, S. M.; OLIVAES, A. J. O.; GENRO, J. P.; LAITANO, A. C.; MAURER, R. L.; GRAEFF-TEIXEIRA. Dog may be a reservoir host for *Angiostrongylus costaricensis*. **Rev. Inst, Med. Trop. São Paulo**. v: 44. n: 1. pp: 55-56, 2002

SANTOS, C.P. Redescrição de *Angiostrongylus (Parastrongylus) costaricensis* isolado de novo hospedeiro silvestre, *Proechimys* sp., na Venezuela (Metastrongyloidea, Angiostrongyloidae). **Mem. Inst. Oswaldo Cruz**, Rio de Janeiro. v: 80, n: 1. pp: 81-83, 1985.

SAWAMURA R.; FERNANDES, M. I. M.; PERES, L. C.; GALVAO, L. C.; GOLDANI, H. A. S.; JORGE, S. M.; ROCHA, G. M.; SOUZA, N. M.. Hepatic Capillariasis In Children: Report of 3 cases in Brazil. **Am. J. Trop. Med. Hyg**. v: 61, n: 4. pp: 642-647, 1999.

SLOM, T.*;* JOHNSON, S. Eosinophilic meningitis. **Current Infectious Disease Reports**. n: 5. pp: 322-328, 2003.

TELES, H. M. S.; FONTES.. Angiostrongilíase e escargot: uma nova ameaça à saúde pública. **Secretários de Saúde**. n: 5. pp: 24-26, 1998.

THIENGO, S. C.; FARACO, F. A.; SALGADO, N. C.; COWIE, R. H.; FERNANDEZ, M. A.. Rapid spread of an invasive snail in South America: the giant African snail, *Achatina fulica*, in Brasil. **Biol Invasions**. n: 9. pp: 693-702, 2007.

THIENGO, S. C.; MALDONADO, A.; MOTA, E. M.; TORRES, E. J. L.; CALDEIRA, R.; CARVALHO, O.S.; OLIVEIRA, A.P.M.; SIMÕES, R.O.; FERNANDEZ, M.A.; LANFREDI, R.M.. The giant African snail Achatina fulica as natural intermediate host of *Angiostrongylus cantonensis* in Pernambuco, northeast Brazil. **Acta Tropica**. n: 115. pp: 194-199, 2010.

TOMA, H.; MATSUMURA, S.; OSHIRO, C.; HIDAKA, T.; SATO, Y.. Ocular Angiostrongyliasis without meningitis symptoms in Okinawa Japan. **J. Parasitol**. v: 88, n:1. pp: 211-213, 2002

UBELAKER, J. E.. Systematics of species referred to the genus *Angiostrongylus*. **J. Parasit**. American Society of Parasitologists. v: 72, n: 2. pp: 237-244, 1986.

URQUHART, G.M., ARMOUR, J., DUNCAN, J.L., DUNN, A.M., JENNINGS, F.W.. Parasitologia Veterinária, 2ª ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 273p., 1996

VASCONCELLOS, M. C.; PILE, E.. Ocorrência de *Achatina fulica* no Vale do Paraíba, Estado do Rio de Janeiro, **Brasil. Rev. Saúde Pública**. v: 35, n: 6. pp: 582-584, 2001.

VICENTE, J.J.; RODRIGUES, H.O.; GOMES, D.C.; PINTO, R.M. Nematóides do Brasil. Parte V: Nematóides de mamíferos. **Rev. Brasil Zoologia** 14 (Supl. 1). 459p., 1997.

WEBSTER, J.P.; MACDONALD, W.D. Parasites of wild brown rats (*Rattus norvegicus*) on UK farms. **Parasitology**. n: 111. pp: 274-255, 1995.

WORLD HEALTH ORGANIZATION (WHO). **Public Health Significance of Urban Pests**. WHO - Regional Office for Europe. 2008.