



UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DE PERNAMBUCO
PRÓ-REITORIA DE PESQUISA E PÓS-GRADUAÇÃO
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIA ANIMAL TROPICAL

**PESQUISA DE *Leishmania (Leishmania) infantum* NICOLLE, 1908,
Leishmania (Viannia) braziliensis VIANNA, 1911 E ENDOPARASITOS
GASTROINTESTINAIS EM ROEDORES SILVESTRES E
SINANTRÓPICOS**

VICTOR FERNANDO SANTANA LIMA

RECIFE – PE

2016



UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DE PERNAMBUCO
PRÓ-REITORIA DE PESQUISA E PÓS-GRADUAÇÃO
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIA ANIMAL TROPICAL

**PESQUISA DE *Leishmania (Leishmania) infantum* NICOLLE, 1908,
Leishmania (Viannia) braziliensis VIANNA, 1911 E ENDOPARASITOS
GASTROINTESTINAIS EM ROEDORES SILVESTRES E
SINANTRÓPICOS**

VICTOR FERNANDO SANTANA LIMA

“Dissertação submetida à Coordenação do Programa de Pós-Graduação em Ciência Animal Tropical, como parte dos requisitos para a obtenção do título de Mestre em Ciência Animal Tropical.
Orientador: Leucio Câmara Alves”

RECIFE – PE

2016

FICHA CATALOGRÁFICA

L732p Lima, Victor Fernando Santana
Pesquisa de *Leishmania (Leishmania) infantum* Nicolle, 1908, *Leishmania (Viannia) braziliensis* Vianna, 1911, e endoparasitos gastrointestinais em roedores silvestres e sinantrópicos / Victor Fernando Santana Lima. – Recife, 2016.
98 f. : il.

Orientador: Leucio Câmara Alves.
Dissertação (Mestrado em Ciência Animal Tropical) – Universidade Federal Rural de Pernambuco, Departamento de Morfologia e Fisiologia Animal, Recife, 2016.
Inclui referências e anexo(s).

1. Leishmanioses 2. Enteroparasitos 3. Roedores I. Alves, Leucio Câmara, orientador II. Título

CDD 636.089



UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DE PERNAMBUCO
PRÓ-REITORIA DE PESQUISA E PÓS-GRADUAÇÃO
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIA ANIMAL TROPICAL

Pesquisa de *Leishmania (Leishmania) infantum* Nicolle, 1908, *Leishmania (Viannia) braziliensis* Vianna, 1911, e endoparasitos gastrointestinais em roedores silvestres e sinantrópicos

Victor Fernando Santana Lima

Discente: **Victor Fernando Santana Lima**

Aprovada em 22 de fevereiro de 2016.

BANCA EXAMINADORA:

Leucio Câmara Alves
Prof. Dr. Leucio Câmara Alves (Orientador)
Departamento de Medicina Veterinária
Universidade Federal Rural de Pernambuco

Jamile Prado dos Santos
Prof. Dr.ª. Jamile Prado dos Santos
Departamento de Medicina Veterinária
Universidade Federal de Sergipe

Patrícia Oliveira Meira Santos
Prof. Dr.ª. Patrícia Oliveira Meira Santos
Departamento de Medicina Veterinária
Universidade Federal de Sergipe

Rafael Antônio do N. Ramos
Prof. Dr. Rafael Antônio do Nascimento Ramos
Departamento de Medicina Veterinária
Universidade Federal Rural de Pernambuco

DEDICATÓRIA

*A minha mãe, Ana Cristina,
por todo amor, compreensão,
apoio e incentivo a mim dedicados
em todos os anos da minha vida,
com amor, dedico.*

*A minha Avó, Isaltina,
pela dedicação e por estar
presente em todas as horas,
com amor, dedico.*

AGRADECIMENTOS

Primeiramente agradeço a Deus, por ter me concebido o dom da vida, saúde e força para superar todas as dificuldades até chegar aqui!

Às grandes mulheres da minha vida, Ana Cristina Dantas Santana “Mãe” e Isaltina Dantas “Vó”, partilho a alegria deste momento, pois sou imensamente grato por todas as palavras de apoio, incentivo e otimismo. Obrigado por sempre me incentivarem a alcançar caminhos cada vez mais distantes.

Aos meus irmãos Bruno Natan Santana Lima, Joanna Kayone Santana dos Santos, Julia Valesca Santana dos Santos e Maria Clara Kauãna Santana dos Santos, que nos momentos de minha ausência dedicados aos estudos, sempre me fizeram entender que o futuro é feito a partir da constante dedicação no presente. Vocês mais do que ninguém, sabem a importância deste mestrado para mim.

Aos meus avôs e avós, tios e tias, primos e primas, que sempre me incentivaram e me deram carinho para continuar seguindo em frente na constante busca pelo conhecimento.

Ao pai que Deus colocou em minha vida, Cleberton Lima. Que falta você me faz! A distância não nos separou, pois, seus ensinamentos sempre estarão comigo. Obrigado por ter me ensinado a acreditar mais em mim!

À família Almeida, em especial Guiomar, Enoque, Carina e Alice, por todo apoio, força, paciência, amizade e amor. Jamais esquecerei de vocês.

À Professora Patrícia Oliveira Meira Santos que me mostrou os primeiros passos da pesquisa científica.

Ao meu grande orientador Leucio Câmara Alves, obrigado por me mostrar o caminho da ciência, sempre ter acreditado em mim, por seu apoio, além de sua dedicação e competência. Te considero um exemplo a ser seguido, um excelente pesquisador, professor, orientador e acima de tudo, um grande amigo!

À todos os professores do Programa de Pós-Graduação em Ciência Animal Tropical da UFRPE, em especial ao Prof. Anísio Soares e Prof^a. Jaqueline Bianque, que de alguma forma contribuíram para minha formação.

À UFRPE, seu corpo docente, direção e administração que diretamente ou indiretamente fizeram parte da minha formação, o meu muito obrigado!

Aos companheiros de trabalhos e irmãos na amizade que sempre continuarão presentes em minha vida, Melissa Silva, Larissa Resende, Prof^a. Jamile Prado, Prof. Eduardo Caldas, Carlos Freitas, Gabriela Cruz e Taynar Lima.

Finalmente gostaria de agradecer a todos do Laboratório de Doenças Parasitárias da UFRPE, em especial a Rafael Ramos, Maria Fernanda, Ingrid Ramos, Edson Moura, Nadine Louise, Yaneth Torres, Marília Santana, Maria Inês, Neurisvan Guerra, Raphael Lepold, João Borges, Hévila Sandes e Profa. Maria Aparecida da Glória Faustino pelas palavras amigas nas horas difíceis, pelo auxílio nos trabalhos e por estarem comigo nesta etapa tão importante da minha vida.

EPÍGRAFE

*" Se fiz descobertas valiosas,
foi mais por ter paciência do que
qualquer outro talento."*

Isaac Newton

SUMÁRIO

| | |
|--|-----------|
| LISTA DE FIGURAS | 10 |
| LISTA DE TABELAS | 11 |
| ABREVIATURAS, SÍMBOLOS E DEFINIÇÕES | 12 |
| RESUMO | 13 |
| ABSTRACT | 14 |
| 1. INTRODUÇÃO..... | 15 |
| 2. REVISÃO DE LITERATURA | 16 |
| 2.1 Leishmanioses..... | 16 |
| 2.2 Leishmaniose Tegumentar..... | 18 |
| 2.3 Leishmaniose Tegumentar em roedores | 19 |
| 2.4 Leishmaniose Visceral..... | 20 |
| 2.5 Leishmaniose Visceral em roedores | 21 |
| 2.6 Parasitos gastrointestinais de animais silvestres | 22 |
| 2.7 Parasitos gastrointestinais de roedores | 22 |
| 3. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS | 31 |
| 4. OBJETIVOS..... | 57 |
| 4.1 Geral..... | 57 |
| 4.2 Específicos | 57 |
| | |
| CAPÍTULO I | 58 |
| PESQUISA DE <i>Leishmania (Leishmania) infantum</i> NICOLLE, 1908, E <i>Leishmania (Viannia) braziliensis</i> VIANNA, 1911, EM ROEDORES SILVESTRES E SINANTRÓPICOS..... | 58 |
| RESUMO | 59 |
| ABSTRACT | 60 |
| 1. INTRODUÇÃO..... | 61 |
| 2. MATERIAL E MÉTODOS..... | 62 |
| 3. RESULTADOS | 65 |
| 4. DISCUSSÃO..... | 67 |
| 5. CONCLUSÃO..... | 68 |
| 6. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS | 69 |
| | |
| CAPÍTULO II..... | 73 |
| PARASITOS GASTROINTESTINAIS DE ROEDORES SILVESTRES E SINANTRÓPICOS (MURIDAE: RODENTIA) DO ESTADO DE PERNAMBUCO: RISCOS PARA SAÚDE PÚBLICA..... | 73 |

| | |
|-------------------------------------|----|
| RESUMO | 74 |
| ABSTRACT | 75 |
| 1. INTRODUÇÃO..... | 76 |
| 2. MATERIAL E MÉTODOS..... | 77 |
| 4. DISCUSSÃO..... | 79 |
| 5. CONCLUSÕES | 82 |
| 6. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS | 85 |
| | |
| 5. CONCLUSÕES GERAIS | 91 |
| ANEXOS | 92 |

LISTA DE FIGURAS

| | |
|--|----|
| Figura 1. Ciclo biológico de transmissão de <i>Leishmania</i> spp. | 17 |
| Figura 2. Ciclo de transmissão de parasitos gastrointestinais. | 23 |

Capítulo I

Pesquisa de *Leishmania (Leishmania) infantum* Nicolle, 1908, e *Leishmania (Viannia) braziliensis* Vianna, 1911, em roedores silvestres e sinantrópicos

| | |
|--|----|
| Figura 1. Áreas de captura de roedores em Pernambuco. | 62 |
| Figura 2. Roedores capturados em Pernambuco com lesões cutâneas. A e C - <i>Rattus norvegicus</i> com lesões ativas no dorso e cauda; B - <i>Thrichomys apereoides</i> com lesão cicatricial em orelha. | 67 |

Capítulo II

Parasitos gastrointestinais em roedores silvestres e sinantrópicos (Muridae: Rodentia) do Estado de Pernambuco: Riscos para saúde pública

| | |
|---|----|
| Figura 1. Áreas de captura dos roedores no estado de Pernambuco. | 77 |
| Figura 2. Oocistos e ovos de parasitos gastrointestinais encontrados em amostras fecais de roedores silvestres e sinantrópicos de Pernambuco. A - oocistos, B - <i>Strongyloides</i> spp., C - <i>Hymenolepis nana</i> , D - Ovo da família heligmonellidae, E - <i>Trichosomoides</i> spp. e F - <i>Trichuris</i> spp. | 84 |

LISTA DE TABELAS

| | |
|---|----|
| Tabela 1. Espécies de roedores relatadas com Leishmaniose Tegumentar. | 28 |
| Tabela 2. Espécies de roedores relatadas com Leishmaniose Tegumentar | 29 |
| Tabela 3. Espécies de roedores relatadas com Leishmaniose Visceral. | 30 |

Capítulo I

Pesquisa de *Leishmania (Leishmania) infantum* Nicolle, 1908, e *Leishmania (Viannia) braziliensis* Vianna, 1911, em roedores silvestres e sinantrópicos

| | |
|---|----|
| Tabela 1. Caracterização dos roedores silvestres e sinantrópicos capturados em 2015 no estado de Pernambuco, segundo localidade, sexo, peso, idade estimada e comprimento do corpo. | 66 |
| Tabela 2. Localização de lesões cutâneas em espécies de roedores capturados em Pernambuco no ano de 2015..... | 66 |

Capítulo II

Parasitos gastrointestinais em roedores silvestres e sinantrópicos (Muridae: Rodentia) do Estado de Pernambuco: Riscos para saúde pública

| | |
|--|----|
| Tabela 1. Positividade parasitária (absoluta e relativa) nas amostras analisadas, segundo classe, gênero e/ou espécie de parasito e espécie de roedor. | 83 |
|--|----|

ABREVIATURAS, SÍMBOLOS E DEFINIÇÕES

| | |
|-----------|--|
| % | Porcentagem |
| “F” | Fascículo |
| ® | Marca registrada |
| °C | Graus Celsius |
| µL | Microlitros |
| µm | Micrômetros |
| Bp | Pares de base |
| CFMV | Conselho Federal de Medicina Veterinária |
| Cm | Centímetros |
| DNA | Ácido desoxirribonucleico |
| ELISA | Ensaio imunoenzimático indireto |
| FUNASA | Fundação Nacional de Saúde |
| G | Gramas |
| Km | Quilômetros |
| L1 | Larva de primeiro estágio |
| L2 | Larva de segundo estágio |
| L3 | Larva de terceiro estágio |
| L4 | Larva de quarto estágio |
| L5 | Larva de quinto estágio |
| LC | Leishmaniose Cutânea |
| LT | Leishmaniose Tegumentar |
| LV | Leishmaniose Visceral |
| MD | Maryland |
| mg | Miligramas |
| min | Minutos |
| MS | Ministério da Saúde |
| N | Direção Norte |
| n= | Número |
| PCR | Reação em cadeia de polimerase |
| PE | Pernambuco |
| qPCR | Reação em cadeia de polimerase em tempo real |
| RIFI | Reação de imunofluorescência indireta |
| TAE | Tampão Tris-Acetato-EDTA |
| USA | United States of America |
| WHO | Organização Mundial de Saúde |
| \bar{X} | Média |

RESUMO

A ordem Rodentia possui o maior número de mamíferos placentários conhecidos no mundo. Embora a maioria das espécies de roedores viva em ambientes silvestres, algumas espécies acabaram se adaptando as condições ambientais criadas pelo homem, sendo estes considerados roedores sinantrópicos. Este tipo de interação tem favorecido a transmissão de diversos agentes patogênicos, dentre estes os protozoários pertencentes ao gênero *Leishmania* e parasitos gastrointestinais, ambos de importância em saúde pública. Diante disso, o objetivo desse estudo foi pesquisar *Leishmania (Leishmania) infantum*, *Leishmania (Viannia) braziliensis* e parasitos gastrointestinais em roedores silvestres e sinantrópicos do estado de Pernambuco, Brasil. Para isso foram coletadas amostras de sangue, fezes, além de fragmentos de baço, fígado e pele de 52 roedores silvestres e sinantrópicos capturados em diferentes municípios de Pernambuco. A pesquisa de *Leishmania* foi realizada através do diagnóstico parasitológico por meio da citologia esfoliativa da pele de animais com lesões cutâneas, além da PCR do DNA extraído a partir de sangue e fragmentos do baço, fígado e pele dos animais. Para a PCR foram utilizados os *primers* MC1, MC2, B1 e B2 para amplificação do complexo *Leishmania (Leishmania) infantum* e *Leishmania (Viannia) braziliensis*, respectivamente. A detecção de endoparasitos gastrointestinais se deu através da análise das amostras de fezes usando a técnica de FLOTAC. Apesar da presença de sinais clínicos sugestivos de leishmaniose em alguns roedores, nas amostras analisadas não foi detectado *Leishmania*, sugerindo-se que os roedores aqui estudados não participam do ciclo de transmissão da Leishmaniose Visceral e/ou Leishmaniose Tegumentar nas áreas estudadas. Por outro lado, 100% dos animais apresentavam cistos, oocistos, ovos e/ou larvas de pelo menos um endoparasito gastrointestinal nas fezes, sendo alguns de importância em saúde pública.

Palavras-chave: Enteroparasitos, Leishmanioses, Murídeos, Brasil.

ABSTRACT

The order Rodentia has the largest number of placental mammals known in the world. Although the most species of rodents live in wild environments, some species just adapted to environments conditions created by the human, which are considered synanthropic rodents. This type of interaction has favored the transmission of many pathogens, among these protozoa belonging to the genus *Leishmania* and gastrointestinal parasites, both of importance in public health. Before that, the objective of study was to search of *Leishmania (Leishmania) infantum*, *Leishmania (Viannia) braziliensis* and gastrointestinal parasites in wild and synanthropic rodents in the state of Pernambuco, Brazil. For it were collected blood samples, feces, and spleen fragments, liver and skin of 52 wild and synanthropic rodents captured in different cities of Pernambuco. *Leishmania* of research was performed using the parasitological by cytology skin of animals with skin lesions, than the PCR of DNA extracted from blood and spleen fragments, liver and skin of the animal. For PCR the primers were used MC1, MC2, B1 and B2 for amplifying the complex *Leishmania (Leishmania) infantum* and *Leishmania (Viannia) braziliensis*, respectively. The detection of gastrointestinal endoparasites was made through the analysis of feces samples using the FLOTAC technique. Despite the presence of clinical signs of leishmaniasis in some rodents, in the samples was not detected *Leishmania*, suggesting that the rodents studied here did not participate in the transmission cycle of Visceral Leishmaniasis and/or Cutaneous Leishmaniasis studied areas. On the other hand, 100% of the animals showed cysts, oocysts, eggs and/or larvae at least one gastrointestinal endoparasites in feces, with some of importance to public health.

Keywords: Enteroparasites, Leishmaniasis, Murines, Brazil.

1. INTRODUÇÃO

A ordem Rodentia representa cerca de 40% das espécies de mamíferos placentários conhecidos no mundo, com mais de 2.200 espécies com diferentes hábitos e tamanhos, (WILSON e REEDER, 2005; GRINGS, 2006). Acredita-se que existam roedores em todos os continentes, com exceção da Antártida, Nova Zelândia e algumas ilhas oceânicas (KAY; HOEKSTRA, 2008). No Brasil, são listadas cerca de 74 gêneros e 236 espécies, distribuídos entre as famílias Caviidae, Ctenomyidae, Cuniculidae, Dasyproctidae, Dinomyidae, Ecethizontidae, Echimyidae, Myocastoidae, Sciuridae e Sigmodontitae segundo o Guia dos roedores do Brasil (BONVICINO et al., 2008).

Embora a maioria das espécies de roedores viva em ambientes silvestres num perfeito equilíbrio com a natureza (KAY; HOEKSTRA, 2008), algumas espécies acabaram se adaptando às condições ambientais criadas pelo homem, sendo estes considerados roedores sinantrópicos comensais (GUIMARÃES, 2013), o que potencializa a oportunidade ecológica para ocorrência e disseminação de diversos agentes patogênicos (OGUNNIYI et al., 2014).

Neste contexto, estudos sobre doenças parasitárias em roedores começaram a ser realizados em várias partes do mundo, principalmente em países subdesenvolvidos, localizados nas zonas tropicais e subtropicais, onde estes animais têm sido identificados com diversos patógenos de origem parasitária, atuando não só como reservatórios, mas como disseminadores desses agentes para outros animais e incluindo o homem (MOHD ZAIN et al., 2012; ROQUE; JANSEN, 2014; PENG et al., 2015). Em meio às doenças já relatadas em roedores, as leishmanioses merecem destaque, pois se tratam de doenças parasitárias de caráter zoonótico, as quais podem se manifestar na forma tegumentar (LT) e/ou visceral (LV) (SHAW, 1994; ROLÃO, 2004; GRAMICCIA; GRADONI, 2005).

Diferentes padrões epidemiológicos vêm sendo observados na transmissão da LT e LV (DESJEUX, 2004) em função da alteração no ambiente, comportamento humano e mudanças nos habitats naturais dos vetores e sobretudo dos reservatórios (MARZOCHI, 1992; BASANO; CAMARGO, 2004; ROQUE; JANSEN, 2014).

Por outro lado, muitas pesquisas apontam também que os roedores são hospedeiros de diversas espécies de parasitos gastrointestinais de importância médica-veterinária, particularmente aqueles pertencentes à família Cyclophyllidea e Entamoebida ou a Ordem Diplomonadida, Eucoccidiorida e Strongylida (SALAS; HERRERA, 2004; SANTOS et al., 2011).

Interessantemente, embora várias espécies de roedores já tenham sido diagnosticadas com LT, LV (AZAB et al., 1984) e parasitos gastrointestinais, pouco se sabe sobre o potencial desses animais em participar da cadeia epidemiológica destas parasitoses e suas interações ecológicas com o vetor (BARBOSA, 2005).

Nesse contexto o objetivo deste estudo foi pesquisar *Leishmania (Leishmania) infantum*, *Leishmania (Viannia) braziliensis* e endoparasitos gastrointestinais em roedores silvestres e sinantrópicos do estado de Pernambuco, Brasil.

2. REVISÃO DE LITERATURA

2.1 Leishmanioses

As leishmanioses são doenças causadas por parasitos intracelulares obrigatórios, pertencente à Ordem Kinetoplastida, Família Trypanosomatidae, Gênero *Leishmania* e Subgêneros *Leishmania* e *Viannia*, as quais são parasitos digenéticos, capazes de infectar diversas espécies de animais domésticos e silvestres e de insetos vetores flebotomíneos (BEDOR, 2003). No Velho e Novo Mundo são conhecidas mais de 30 espécies de *Leishmania*, responsáveis por desencadear a doença na forma cutânea ou tegumentar e visceral, sendo assim, conhecidas como Leishmaniose Tegumentar (LT) ou Leishmaniose Cutânea (LC) e Leishmaniose Visceral (LV), respectivamente (MURRAY et al., 2005; DAVID; CRAFT, 2009).

No Brasil, mais de cinco espécies do gênero *Leishmania* são conhecidas, duas agrupadas no subgênero *Leishmania*: *Leishmania (Leishmania) infantum chagasi* e *Leishmania (Leishmania) amazonensis*; e seis no subgênero *Viannia*: *Leishmania (Viannia) braziliensis*, *Leishmania (Viannia) guyanensis*, *Leishmania (Viannia) lainsoni*, *Leishmania (Viannia) lindenbergi*, *Leishmania (Viannia) naiffi* e *Leishmania (Viannia) shawi* (LAINSON; SHAW, 1998; SILVEIRA et al., 2002; FREITAS, 2010).

Em função do caráter zoonótico, a LT e LV vêm sendo relatadas no “cão” (*Canis familiaris*), “cachorro-do-mato” (*Cerdocyon thous*), “caxiú-preto” (*Chiropotes satanus*), “equino” (*Equus caballus*), “gambá-de-orelha-preta” (*Didelphis marsupial*), gambá-de-orelha-branca (*Didelphis albiventris*), “gato” (*Felis catus*), “macaco-prego” (*Cebus apela*), “preguiça-de-dois-dedos” (*Chloepus didactylus*), “preguiça-de-três-dedos” (*Bradypus tridactylus*), “quati” (*Nasua nasua*), “rato-preto” (*Rattus rattus*), “tamanduá-mirim” (*Tamandua tetradactyla*) e “tatu-galinha” (*Dasypus novemcinctus*) (ARIAS et al., 1981; LAINSON et al., 1981; LAINSON et al., 1982; CORREDOR et al., 1989; LAINSON et al., 1989; TRAVI

et al., 1998; RICHINI-PEREIRA et al., 2014; SILVA et al., 2014; TRUPPEL et al., 2014; ABID et al., 2015; GONZÁLEZ et al., 2015; KASSAHUN et al., 2015; PAIZ et al., 2015; PAŞA et al., 2015).

A biologia de *Leishmania* spp. é complexa (NEVES, 2005), pois necessita da participação de dois hospedeiros, um vertebrado e outro invertebrado (Figura 1) (ALVES; FAUSTINO, 2005; NEVES, 2005).

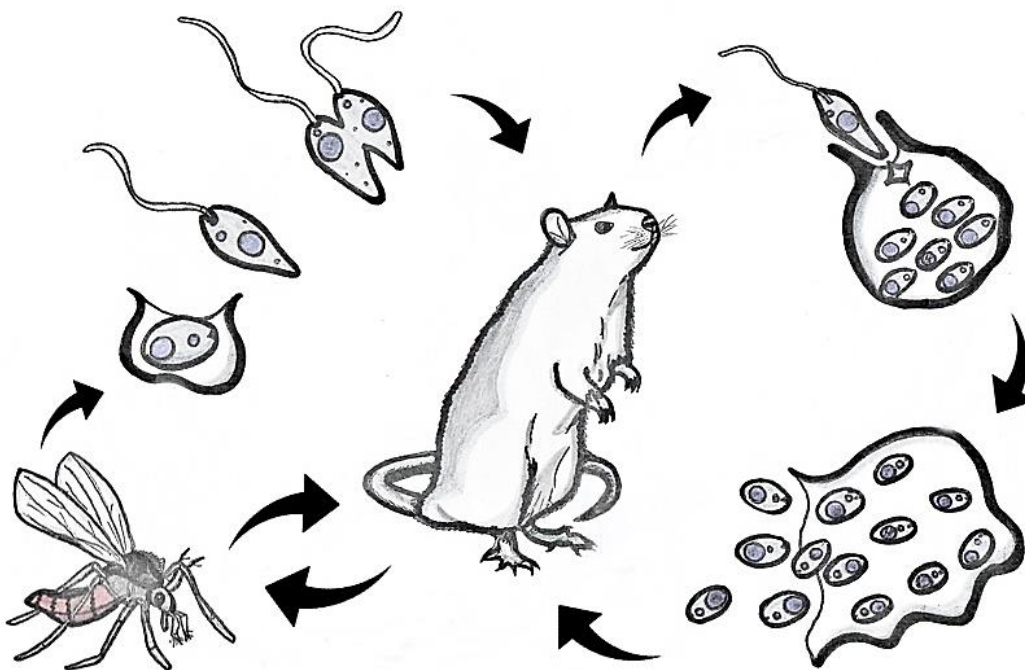


Figura 1. Ciclo biológico de transmissão de *Leishmania* spp. Fonte: Raphael Lepold e Victor Fernando Santana Lima.

A transmissão da *Leishmania* spp. se dá através da inoculação de promastigotas durante o hematofagismo (RAMOS et al., 2004). No hospedeiro vertebrado, as formas promastigotas invadem células linfocitárias e iniciam o processo de replicação para assim, infectar outras células e disseminar-se pelo organismo. Em alguns casos a multiplicação do parasito nos hospedeiros vertebrados sofre influência da resposta imune protetora, onde o parasito pode ser destruído em função da ação dos linfócitos T (ROITT et al., 1999; CAMPOS, 2007; MURRAY et al., 2005; GAMA et al., 2004).

O diagnóstico das leishmanioses ainda é um desafio em função da forma assintomática dessas doenças em seus hospedeiros. A observação direta de formas amastigotas de *Leishmania*

spp. através do exame parasitológico de tecidos cutâneos, linfóides e mucosal é considerado o teste padrão ouro para confirmação da doença (FREITAS, 2010; RAMOS et al., 2012). Contudo os métodos imunológicos e moleculares são mais efetivos e sensíveis (RAMOS et al., 2013; CARVALHO et al., 2015; HASNAIN et al., 2015; NZELU et al., 2015).

2.2 Leishmaniose Tegumentar

Essa forma clínica é caracterizada por distintas lesões dermatológicas, dentre elas: localizada, disseminada ou difusa, e muco-cutânea (COPELAND; ARONSON, 2015), aonde são observados úlceras, nódulos, pápulas e/ou placas em diversas partes do corpo do hospedeiro (MEARS et al., 2015).

Estima-se que existam aproximadamente 20 espécies do gênero *Leishmania* que causam LT (CAMPOS, 2007). As espécies mais descritas no Novo e Velho Mundo são *Leishmania aethiopica*, *Leishmania amazonensis*, *Leishmania braziliensis*, *Leishmania guyanensis*, *Leishmania major*, *Leishmania mexicana*, *Leishmania panamensi* e *Leishmania tropica* (ROBERTS; JANOBY, 1996; FERNÁNDEZ et al., 2014; OVALLE-BRACHO et al., 2015).

A infecção natural por espécies que causam a forma cutânea é originada pela picada de flebotomíneos pertencentes ao gênero *Phlebotomus* ou *Lutzomyia*, que inoculam os parasitos na pele do hospedeiro (FONTELES et al., 2015; YAGHOUBI-ERSHADI et al., 2015). No local da picada, surge uma pequena lesão eritematosa que após alguns dias ou meses se transforma em pápula, progredindo para um nódulo, que logo se rompe originando uma úlcera (REITHINGER et al., 2007). Embora cada lesão no hospedeiro possa representar uma picada do flebótomo, em alguns casos se observa a doença na forma disseminada (DAVID; CRAFT, 2009).

Nos últimos anos têm sido notado um aumento no número de casos da LT, sendo relatada em mais de 70 países, incluindo o Brasil (RHAJAOUI et al., 2007; LAILA et al., 2011; EL KARTOUTI et al., 2015). No qual os fatores relacionados por esta expansão dessa doença, inclui a destruição de florestas, extração de madeira, agricultura e pecuária, migração do homem e a presença de animais domésticos e silvestres (SESSA et al., 1994).

A detecção de hospedeiros naturais infectados por *Leishmania* é de grande importância para se compreender a epidemiologia da doença, particularmente, em função da proximidade de animais silvestres e domésticos, os quais participam da manutenção do ciclo silvestre e urbano (SVOBODOVÁ et al., 2003; MORSY et al., 2002; GAMA et al., 2004; FLYNN et al.,

2005; MAHMOUDZADEH-NIKMAN et al., 2007; LIMA et al., 2013; KARAKUŞ et al., 2015).

2.3 Leishmaniose Tegumentar em roedores

Desde a sua chegada ao continente Americano, diversas espécies de roedores têm sido relatadas como reservatórios da LT (WILSON; REEDER, 2005; ROQUE; JANSEN, 2014). Nos primeiros do século XX, Anon (1959) e Lainson (1983) incluíram na lista de reservatórios silvestres da *L. mexicana*, mamíferos da Ordem Rodentia, especificamente as espécies *Proechimys semispinosus* e *Hoplomys gymnurus*.

Em seguida, Thomaz-Soccol et al. (1993) propuseram que espécies de roedores pertencentes a subordem Hystricognathi foram as responsáveis pela introdução de algumas espécies de *Leishmania* na América. Logo, Ashford (1996), propôs que roedores eram importantes na manutenção do ciclo biológico de *Leishmania*, pois eram capazes de formar grandes colônias e sobreviver em ambientes de florestas tropicais por cerca de três anos.

A partir destes achados, diferentes gêneros de roedores foram encontrados infectados por diversas espécies de *Leishmania* que causam a LT (DEDET et al., 1989). Neste contexto, países como Belize e Guiana Francesa observaram a participação de *Proechimys cuvieri* e *Proechimy guyanensis* como reservatório no ciclo epidemiológico de *L. amazonensis* e *L. mexicana*, respectivamente (DISNEY, 1968; ARIAS et al., 1981; ROTUREAU, 2006).

Nos Estados Unidos e México, algumas espécies de roedores silvestres como o *Neotoma micropus*, *Sigmodon hispidus*, *Oryzomys melanotis*, *Ototylomys Phyllotis* e *Peromyscus yucatanicus* são apontadas como responsáveis pelo surgimento de casos de LT nestes países (VAN WYNSBERGHE et al., 2000; RAYMOND et al., 2003).

Na Arábia Saudita, Egito, Itália, Sudão e Yugoslávia existem relatos de roedores do gênero *Acomys* e *Rattus* com lesões dermatológicas compatíveis com LT. Infelizmente o parasito ainda não foi isolado, sendo identificado apenas o gênero *Leishmania* (HOOGSTRALL et al., 1963; PETROVIC et al., 1975; BETTINI et al., 1980; LAINSON et al., 1981; GRAMICCIA et al., 1982; AZAB et al., 1984; IBRAHIM et al., 1992; KERR et al., 1995).

No Brasil, o parasito começou a ser detectado em *Cuniculus paca*, “paca”, *Dasyprocta azarae*, “cutia” e *Kannabateomys amblyonyx*, “rato-de-taquara” (FORATTINI, 1960). Em seguida, foi demonstrado que espécies de roedores pertencentes aos gêneros *Akodon*,

Dasyprocta, *Oryzomys*, *Rattus* e *Thrichomys* estavam envolvidas diretamente na cadeia de transmissão da *L. amazonensis*, *L. braziliensis*, *L. guyanensis* e *L. mexicana* (ARIAS et al., 1981; LAINSON et al., 1981; MIMORI et al., 1989; TELLERIA et al., 1999; OLIVEIRA et al., 2005; KERR et al., 2006; QUARESMA et al., 2011; ROQUE; JANSEN, 2014).

Logo, dezenas de espécies de roedores têm sido relatadas com LT no Brasil, a saber: *Agouti paca* (Paca), *Akodon arviculoides* (Rato-do-chão), *Bolomys lasiurus* (Calunga, Caxexo, Rato-do-capim), *Dasyprocta* sp. (Cutia), *Holochilus sciureus* (Rato-de-cana, Rato-capivara), *Neacomys spinosus* (Rato-espinhoso), *Necomys lasiurus* (Pixuna, Rato-do-rabo-peludo), *Nectomys squamipes* (Rato-d'água), *Oryzomys capito* (Rato-vermeho), *Oryzomys concolor* (Camundongo-do-mato), *Oryzomys goeldi* (Rato-do-mato), *Rattus rattus* (Rato-preto, Rato-de-telhado) e *Trichomys apereoides* (Punaré, Rato-rabudo) (Tabela 1 e 2) (ALENCAR et al., 1960; NERY-GUIMARÃES; AZEVEDO, 1964; NERY-GUIMARÃES et al., 1966; BARBOSA et al., 1970; LAINSON; SHAW, 1970; FORATTINI et al., 1972; FALQUETO et al., 1985; ROCHA et al., 1988; SHERLOCK et al., 1988; SILVEIRA et al., 1991; VASCONCELOS et al., 1994; BRANDÃO-FILHO et al., 2003; OLIVEIRA et al., 2005; ANDRADE et al., 2015).

Comumente, roedores infectados com espécies causadoras de LT não apresentam alterações clínicas visíveis, e se mantem na forma assintomática, atuando assim, como reservatórios (ANDRADE et al., 2015; BAKIRCI et al., 2015). Embora, algumas áreas da pele dos roedores, possam estar visualmente integras, onde estas podem ter uma grande concentração de amastigotas de *Leishmania* sp. (ANDRADE et al., 2015).

Alguns roedores podem apresentar lesões ulcerativas em pontas de orelhas e cauda (KERR et al., 1995; TRAVI et al., 2002; KERR et al., 1995). De fato, estas lesões estão relacionadas à preferência dos flebótomos em se alimentar nestas regiões do corpo destes animais, provavelmente devido a pele ser mais fina e de fácil acesso ao fluxo sanguíneo (SVOBODAVÁ et al., 2003). Entretanto, Andrade et al. (2015) afirmam que *L. (L.) amazonensis* e *L. (L.) mexicana* podem apresentar tropismo por áreas sem pelos nos roedores, favorecendo assim, o parasitismo do vetor.

2.4 Leishmaniose Visceral

Essa forma clínica é caracterizada por distintas lesões (SELVAPANDIYAN et al., 2015). A LV afeta principalmente canídeos e humanos, embora já tenha sido relatada em marsupiais, morcegos e roedores, sendo assim uma antropozoonose (HUMBERG et al., 2012; MILLÁN et al., 2014; ROQUE; JASEN, 2014; KASSAHUN et al., 2015).

Os hospedeiros susceptíveis adquirem LV após a picada das fêmeas dos vetores flebotomíneos, que liberam promastigotas de *L. (L.) amazonensis*, *L. (L.) donovani*, *L. (L.) infantum* e/ou *L. (L.) chagasi* (GONTIJO; MELO, 2004; FONTELES et al., 2015). Dentro do hospedeiro vertebrado, as *Leishmania* sp. migram para órgãos e medula óssea, ocasionando alterações na função destes (SANTOS et al., 2013; ABREU et al., 2015). Frequentemente ocasiona quadros febris, acompanhado de palidez das mucosas, hepatoesplenomegalia, diarreia e tosse (FREITAS, 2010).

Acredita-se que existam mais de 500.000 casos/ano de LV em pacientes humanos em todo o mundo, aonde a maioria dos casos se concentram em países do continente americano (KASSAHUN et al., 2015; VAKIL et al., 2015), onde a migração, a destruição de habitats, as péssimas condições sanitárias e inadequados serviços de saúde têm favorecido o aumento no número de casos (WHO, 2002; REY et al., 2005).

A ocorrência da LV em determinadas áreas está relacionada à presença do vetor e do hospedeiro vertebrado ou reservatório susceptível (PAIZ et al., 2015). No Brasil, o cão é considerado o principal reservatório urbano da LV, sendo sugerido que o aumento no número de casos de leishmaniose em humanos está relacionado à presença deste animal (BRASIL, 2014; PIMENTEL et al., 2015).

2.5 Leishmaniose Visceral em roedores

Apesar de poucos estudos sobre a infecção de roedores por espécies de *Leishmania* que causam LV, os primeiros registros dessa doença foram descritos em *Cricetulus griseus* (Hamster-chinês) infectados experimentalmente por *L. donovani* e *L. infantum*, sendo demonstrada a possível participação de roedores na transmissão dessa zoonose (YOUNG et al., 1924; MELENEY, 1925; HINDLE; THOMSON, 1928).

Após os primeiros estudos em laboratório, algumas espécies de roedores silvestres e sinantrópicos foram descritas como prováveis reservatórios de protozoários que causam LV em diferentes países (Tabela 3) (ADLER; THEODOR, 1931; MELO; TEIXEIRA, 1984; GRADONI et al., 1983; SVOBODAVÁ et al., 2003; BARBOSA, 2005). Na Grécia, Itália, Portugal e Venezuela, infecções naturais de *Mus musculus*, *Rattus rattus*, *Rattus norvegicus* e *Sigmodon hispidus* por *L. donovani* têm sido relatada (BARI, 2006; LAINSON, 2010; PAPADOGIANNAKIS et al., 2009; HELHAZAR et al., 2013).

Na Arábia Saudita, Itália e Espanha *R. rattus* é considerado o principal reservatório de *L. infantum* (GRADONI et al., 1983; AGRIMI; MANTOVANI, 1995). Semelhantemente, na

Bósnia e Herzegovina, Croácia, Eslovênia, Macedônia, Sérvia e Montenegro têm sido sugerido o envolvimento de *R. norvegicus* e *R. rattus* na transmissão da LV (PETROVIC et al., 1975).

No Brasil, o primeiro registro de *L. infantum* em roedores naturalmente infectados foi relatado em *R. norvegicus* (Ratazana) capturados no município de Governador Valadares, MG (LARA-SILVA et al., 2014). Neste contexto, *R. rattus* (Rato-preto, Rato-de-telhado) introduzido no Brasil, durante a colonização portuguesa vêm sendo considerado o provável reservatório da *L. (L.) donovani* e *L. (L.) infantum* (BETTINI et al., 1978; BETTINI et al., 1980; POZZIO et al., 1981; GRAMICCIA et al., 1982; GRADONI et al., 1983; IBRAHIM et al., 1992; DI BELLA et al., 2003), embora até o momento, esta espécie de roedor tenha sido descrita parasitada apenas por *L. (L.) infantum* (ZULUETA et al., 1999; OLIVEIRA et al., 2005).

Além do *R. norvegicus* e *R. rattus*, outras espécies de roedores que habitam diferentes regiões do Brasil, são ditas como reservatórios da LV, a saber: *Cerradomys subflavus* (Camundongo-do-mato), *Galea spixii* (Preá), *Hydrochoerus hydrochaeris* (Capivara), *Mus musculus* (Catita) e *Necromys lasiurus* (Pixuna, Rato-do-rabo-peludo) (BARBOSA, 2005; VALADARES et al., 2010; ANDRADE et al., 2015; FERREIRA et al., 2015).

2.6 Parasitos gastrointestinais de animais silvestres

Os parasitos desempenham um importante papel ecológico, sendo fundamentais para manutenção de algumas espécies de animais silvestres, uma vez que o extermínio de alguns enteroparasitos pode levar a extinção de espécies animais nativas, devido o aparecimento de novos patógenos (GRANROTH-WILDING et al., 2014). O efeito do parasitismo pode variar consideravelmente de acordo com as condições ambientais e imunidade do(s) hospedeiro(s) (BRADLEY; ALTIZER, 2007).

Fatores biológicos inerentes e a migração descontrolada de espécies de canídeos, marsupiais e roedores silvestres para ambientes urbanos têm influenciado na cadeia de transmissão de diversos patógenos, dentre estes, alguns enteroparasitos de importância em saúde pública (IVANOV; SEMENOVA, 2000; MALAKAUSKAS et al., 2007; AL-SABI et al., 2013; LAU et al., 2014).

2.7 Parasitos gastrointestinais de roedores

Os endoparasitos gastrointestinais de roedores correspondem a espécies de nematódeos, cestódeos, trematódeos e protozoários, representando uma ameaça à saúde de humanos e outros

animais, uma vez que, a proximidade e hábitos comportamentais expressados por algumas espécies como *R. norvegicus* e *R. rattus*, podem gerar a transmissão de parasitos gastrointestinais por meio da ingestão de fezes, alimentos ou água contaminada por ovos, oocistos, cistos ou larvas infectantes (Figura 2) (NOGUEIRA; CRUZ, 2007; NURSYAZANA et al., 2013; ELSHEIKHA et al., 2014). Desta forma, os hospedeiros infectados podem fornecer condições favoráveis para o desenvolvimento do parasito, que continua com seu ciclo biológico, o qual pode ser monóxeno, oligoxeno, pleioxeno e polixeno (NEVES et al., 2010).

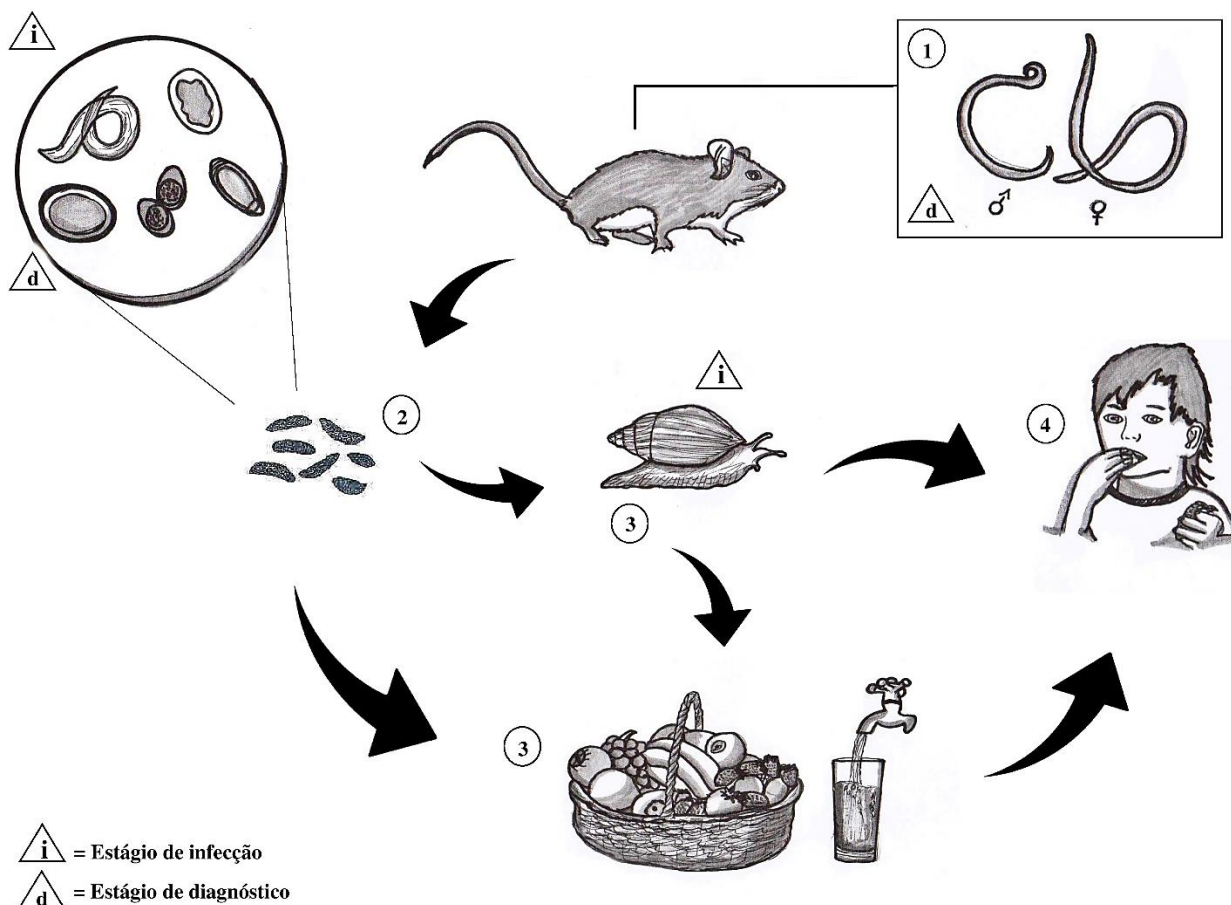


Figura 2. Ciclo de transmissão de parasitos gastrointestinais. Fonte: Raphael Lepold e Victor Fernando Santana Lima.

Roedores silvestres e sinantrópicos albergam em seu organismo um grande número de endoparasitos gastrointestinais, sendo observado comumente helmintos (*Angiostrongylus*, *Capillaria*, *Echinococcus*, *Echinostoma*, *Hymenolepis*, *Paragonimus*, *Railleitina*, *Schistosoma* e *Trichinella*) de grande importância para saúde de animais e humanos (MALSAWMTLUANGI; TANDON, 2009; MILLAZZO et al., 2010). Atenção especial deve ser dada a *Angiostrongylus cantonensis* e *Capillaria hepatica*, pois ocasionam síndromes graves em seus hospedeiros (CHECHULIN et al., 2011; FUEHRER et al., 2011).

Quanto aos helmintos de roedores, os cestódeos do gênero *Hymenolepis* são frequentemente observados parasitando estes animais (GALAN-PUCHADES, 2015). E são listados entre os enteroparasitos de grande importância em saúde pública de humanos (BAKER, 2007). Como todos os cestódeos, *Hymenolepis nana* e *Hymenolepis diminuta* necessitam de hospedeiros intermediários (Diptera) e definitivos (humanos e roedores) para completarem seu ciclo de vida (MUEHLENBACHS et al., 2015).

Estudos retrospectivos vêm demonstrando um aumento no número de casos de humanos com himenolepiase, no qual a prevalência do parasitismo por *Hymenolepis nana* e *Hymenolepis diminuta* pode variar de 0,1%-58% e 8,6%-44%, respectivamente (SHARMA et al., 2013; CABEZA et al., 2015; CHAISIRI et al., 2015; SREEDEVI et al., 2015). Segundo Muehlenbachs et al. (2015) a infecção por essas tênias tem um impacto significativo em populações humanas, uma vez que, são facilmente transmitidas através da ingestão de ovos embrionados e podem causar doença grave principalmente em crianças e pacientes imunodeprimidos.

Outro gênero de helminto de roedores com potencial zoonótico é o *Angiostrongylus cantonensis*, o qual é uma espécie de nematódeo que possui como hospedeiro intermediário moluscos como o *Achatina fulica*, *Helix aspersa* e *Helix pomatia* (THIENGO et al., 2007, VITTA et al., 2011; CARVALHO et al., 2012; OLIVEIRA et al., 2015). Algumas espécies de planárias, rãs, peixes, camarões e lagartos podem servir como hospedeiros paratênicos do nematódeo (TSAI et al., 2011; MORASSUTTI et al., 2014).

A. cantonensis adultos vivem no interior das artérias pulmonares, onde se reproduzem até a liberação de larvas de primeiro estágio (L1) nos brônquios, bronquíolos e alvéolos pulmonares, as quais são deglutidas e eliminadas nas fezes do roedor (ASH, 1968). Os moluscos se infectam após ingestão ou penetração da L1, a qual se desenvolve em larva de segundo (L2) e terceiro (L3) estágio, sendo a L3 a forma infectante liberada no ambiente por meio de secreções produzidas pelos moluscos (RADOMYOS et al., 1994). Os humanos são infectados após a ingestão de L3, as quais irão migrar para o sistema nervoso central para se desenvolver em larvas de quarto (L4) e quinto (L5) estágio, até a eventual morte nas meninges, gerando uma doença conhecida como “meningoencefalite eosinofílica” (GRAEFF-TEIXEIRA et al., 2009; EAMSOBHANA; YONG, 2009).

O nematódeo *A. cantonensis* já foi descrito em mais de 15 áreas urbanas distribuídas nas regiões Norte, Nordeste, Sudeste e Sul do Brasil, especificamente nos estados de Alagoas, Amazonas, Bahia, Ceará, Espírito Santo, Maranhão, Minas Gerais, Pará, Paraíba, Paraná,

Pernambuco, Piauí, Rio de Janeiro, Rio Grande do Norte, Rio Grande do Sul, Santa Catarina, Sergipe e São Paulo (CALDEIRA et al., 2007; ESPIRITO-SANTO et al., 2013; MOREIRA et al., 2013; MORASSUTTI et al., 2014).

Angiostrongylus costaricensis são helmintos intra-arteriais pertencentes a família Metastrongylidae, responsáveis por ocasionar uma doença inflamatória em humanos conhecida como “Angiostrongilose abdominal” (MORERA; CÉSPEDES, 1971). Sabe-se que os roedores são os hospedeiros definitivos e os moluscos considerados hospedeiros intermediários desse nematóide (MEDEIROS et al., 2009). O homem participa do ciclo de biológico desse parasito como hospedeiro acidental, uma vez que, se infecta ao ingerir água ou alimentos contendo L3 (BENDER et al., 2003).

Segundo Mota e Lenzi (2005) os roedores se infectam após a ingestão de L3, a qual atravessa a parede intestinal e migra por meio da parede vascular, linfática ou sanguínea, onde se transforma em L4, chegando à artéria mesentérica para se tornar adulto.

Em humanos, as manifestações clínicas relatadas em pacientes com Angiostrongilose abdominal são: anorexia, dor abdominal, febre, náuseas, vômito e o surgimento de nódulos no fígado e intestino (MENDONÇA et al., 1999). Interessantemente, esta doença tem sido descrita em diferentes países do continente americano, inclusive no Brasil, onde a maioria dos casos ocorre nos estados do Espírito Santo, Minas Gerais, Paraná, Rio Grande do Sul, Santa Catarina e São Paulo (PENA et al., 1995; BENDER et al., 2003).

Capillaria hepatica é outro endoparasito de roedores com potencial zoonótico que parasita o fígado de seus hospedeiros onde ocasiona uma doença denominada “Capilariose hepática” (SHARMA et al., 2015). O parasitismo por esse nematódeo ocorre em maior frequência em *R. norvegicus*, embora a infecção acidental em seres humanos tenha sido relatada (KLENZAK et al., 2005).

Segundo Ceruti et al. (2001), no mundo são descritos cerca de 30 casos de *C. hepatica* infectando humanos, sendo a maioria dos relatos em crianças de um a cinco anos de idade que apresentavam hipertermia, hepatomegalia e eosinofilia periférica, além da presença de nódulos esbranquiçados repleto de ovos e/ou larvas na superfície do fígado (CERUTI et al., 2001; NABI et al., 2007; GUO et al., 2013). Embora, os sintomas clínicos da capilariose hepática sejam inespecíficos, podendo levar a erros no diagnóstico, a biópsia de fígado é indicada para confirmação da infecção por *C. hepatica* através de exames parasitológicos e/ou moleculares (SHARMA et al., 2015).

De todas as infecções helmínticas de roedores, os nematódeos da família Heligmonelidae (*Nematospiroides dubius* e *Nippostrongylus brasiliensis*) são bastante conhecidos por causarem sérios problemas à saúde dos seus hospedeiros, em função da migração do parasito para pele, sangue, pulmão e intestinos (HARVIE et al., 2010; CLOUGH; RABERG, 2014). A infecção por esses nematódeos se inicia pela penetração de larvas (L1) na pele dos seus hospedeiros, no qual em questão de horas, as larvas migram através da circulação sanguínea para o pulmão e se transformam em L2 e L3. As L3 migram para as alças intestinais, onde se transformam em L4, L5 e por fim, se tornam adultos, iniciando a atividade reprodutiva e posterior produção de ovos para serem eliminados nas fezes (CAMBERIS et al., 2003; JAMJOOM, 2007; HARVIE et al., 2013).

Embora os protozoários intestinais sejam poucos relatados em roedores, algumas espécies de coccídeos podem ser observadas alterando a mucosa intestinal destes animais, exercendo ação destruidora induzindo quadros diarreicos (MOLINARO et al., 2009). Além do intestino, alguns coccídeos podem ser encontrados parasitando o fígado e os rins de seus hospedeiros (SILVA et al., 2007).

Neste contexto, o protozoário flagelado *Giardia lamblia* ocasiona sérios problemas a saúde dos roedores, em função do surgimento de enterites, que desencadeiam alterações enzimáticas e morfológicas nas alças intestinais (SCHETS et al., 2004; GURGEL, 2005; SMITH et al., 2007; MOLINARO et al., 2009). Quando presente na água, os cistos de *Giardia* podem causar doenças diarreicas em centenas de pessoas, e por isso, este protozoário é considerado a principal causa de diarreias em todo o mundo, sendo estimado-se cerca de 280 milhões de casos por ano (LANE; LLOYD, 2002; COTTON et al., 2015).

Ainda se tratando de protozoários, os roedores são hospedeiros de diferentes espécies que causam amebíase em humanos (LÓPES et al., 2015). Na família Entamoebidae, as espécies *Entamoeba dispar*, *Entamoeba histolytica* e *Entamoeba moshkovskii*, são as mais frequentes em humanos (STANLEY, 2003; FOTEDAR et al., 2007), sendo a espécie *E. histolytica* responsável pela morte de milhares de pessoas em diferentes partes do mundo (LAU et al., 2014).

Evidências demonstram que roedores portadores de endoparasitos gastrointestinais são persistentemente infectados durante toda a sua vida, e diferente de outras espécies, estes animais não demonstram nenhuma alteração clínica (GURGEL, 2005). No entanto, alguns estudos relatam roedores com pêlos eriçados e ásperos, anorexia, enfraquecimento, anemia, aumento

abdominal, prurido anal, redução da fertilidade, podendo vir a óbito em função da carga parasitária (NOGUEIRA; CRUZ, 2007; REGINATTO et al., 2008).

Para o diagnóstico dos parasitos gastrointestinais são utilizadas amostras fecais coletadas individualmente, diretamente da ampola retal, ou então fezes frescas presentes nos recintos do(s) animal(is), evitando-se a utilização de fezes que tenham ficado expostas ao sol (NOGUEIRA; CRUZ, 2007). Diferentes métodos parasitológicos, imunológicos e moleculares têm sido propostos para detecção dos endoparasitos gastrointestinais destes animais, a saber: centrifugo-flutuação, Ensaio imunoenzimático (ELISA), flutuação, FLOTAC, PCR, PCR em tempo real (qPCR), Reação de Imunofluorêscena indireta (RIFI) e sedimentação (TRUPPEL, 2009; FUEHRER et al., 2012; ROBLE et al., 2012; ZHAO et al., 2014; D'OVIDIO et al., 2015; FORMENTI et al., 2015; HADFIELD et al., 2015).

Faltam ainda muitos estudos sobre a fauna parasitológica de espécies de roedores domésticos e silvestres, e avaliações de suas diferenças e similaridades (SILVA et al., 2015). Neste cenário, é importante conhecer as principais espécies de endoparasitos gastrointestinais que infectam os roedores, não só pelo conhecimento parasitológico, pois essas informações são de grande importância para se adotar medidas de controle, principalmente de espécies consideradas zoonóticas (BONGERS; FERRIS, 1999; TRUPPEL, 2009; RINGOLIN, 2010). Da mesma forma, informações sobre enteroparasitos em roedores de cativeiro são de grande importância para implementação de programas de manejo (COSTA; CATTO, 1994; SANTOS et al., 2011).

Tabela 1. Espécies de roedores relatadas com Leishmaniose Tegumentar.

| Espécie do roedor | Espécie de <i>Leishmania</i> | País | Referência |
|---|--|--------------------|--|
| <i>Acomys</i> sp. | <i>L. tropica</i> | Etiópiã | Kassahun et al., 2015 |
| <i>Agouti paca</i> | <i>L. lainsoni</i> | Brasil | Silveira et al., 1991 |
| <i>kodon arviculoides</i> | <i>L. braziliensis</i> | Brasil | Rocha et al., 1988; Forattini et al., 1972 |
| <i>Akodon</i> sp. | <i>L. amazonenses</i> | Bolívia | Telleria et al., 1999 |
| <i>Arvicanthis</i> sp. | <i>L. tropica</i> | Etiópiã | Kassahun et al., 2015 ^a |
| <i>Cavia porcellus</i> | <i>L. enriettii</i> | Brasil | Machado et al., 1994 |
| <i>Coendu</i> sp. | <i>L. hertigi; L. deanei</i> | Brasil; Panamá | Herrer, 1971; Silva et al., 2013 |
| <i>Dasyprocta</i> sp. | <i>L. amazonenses</i> | Brasil | Lainson et al., 1981 |
| <i>Galea spixii</i> | <i>L. braziliensis</i> | Brasil | Marinho Júnior, 2010 |
| <i>Gerbillus</i> sp. | <i>L. tropica</i> | Etiópiã | Kassahun et al., 2015b |
| <i>Heteromys</i> <i>dermarestianus</i> | <i>L. panamensis</i> | Croácia | Zeledon et al., 1977 |
| <i>Heteromys</i> sp. | <i>L. mexicana</i> | Bélgica; México | Ashford, 1996; Van Wynsberghe et al., 2000 |
| <i>Meriones hurrianae</i> | <i>L. major</i> | Irã | Mohebali et al., 2004 |
| <i>Meriones libycus</i> | <i>L. major</i> | Irã | Mohebali et al., 2004; Pourhohammadi et al., 2008 |
| <i>Meriones persicus</i> | <i>L. major</i> | Irã | Parhizkari et al., 2011 |
| <i>Mus musculus</i> | <i>L. braziliensis; L. major</i> | Irã | Parhizkari et al., 2011; Freitas et al., 2012; Ferreira et al., 2015 |
| <i>Necomys lasiurus</i> | <i>L. braziliensis</i> | Brasil | Brandão-Filho et al., 2003; Marinho Júnior, 2010; Freitas et al., 2012 |
| <i>Nectomys squamipes</i> | <i>L. braziliensis</i> | Brasil | Peterson et al., 1988; Marinho Júnior, 2010 |
| <i>Neotoma</i> sp. | <i>L. mexicana</i> | Estados Unidos | Kerr et al., 1995; Raymond et al., 2003 |
| <i>Nesokia indica</i> | <i>L. major</i> | Irã | Pourhohammadi et al., 2008 |
| <i>Nyctomys sumichrasti</i> | <i>L. mexicana</i> | Honduras | Lainson e Strangways- Dixon, 1964 |
| <i>Oligoryzomys</i> sp. | <i>L. amazonenses</i> | Bolívia | Telleria et al., 1999 |
| <i>Oryzomys capito</i> | <i>L. amazonensis; L. braziliensis</i> | Brasil | Lainson; Shaw, 1968; Forattini et al., 1973 |
| <i>Oryzomys melanotis</i> | <i>L. amazonensis; L. mexicana</i> | México | Canto-Lara et al., 1999; Van Wynsberghe et al., 2000 |
| <i>Oryzomys nigripes</i> | <i>L. braziliensis</i> | Brasil | Forattini et al., 1972 |
| <i>Oryzomys phyllotis</i> | <i>L. mexicana</i> | Belize | Disney, 1968 |
| <i>Oryzomys</i> sp. | <i>L. amazonensis; L. braziliensis</i> | Brasil; Bolívia | Nery-Guimarães; Costa, 1964; Kerr et al., 2006 |
| <i>Oryzomys subflavus</i> | <i>L. braziliensis</i> | Brasil | Oliveira et al., 2005 |

Tabela 2. Espécies de roedores relatadas com Leishmaniose Tegumentar. (Continuação)

| Espécie do roedor | Espécie de <i>Leishmania</i> | País | Referência |
|--------------------------------|--|--|--|
| <i>Ototylomys phyllotis</i> | <i>L. mexicana</i> | Belize; Bélgica; México | Disney, 1968; Ashford, 1996; Canto-Lara et al., 1999; Van Wynsberghe et al., 2000 |
| <i>Peromyscus yucatanicus</i> | <i>L. mexicana</i> | México | Canto-Lara et al., 1999; Van Wynsberghe et al., 2000 |
| <i>Phyllotis andinum</i> | <i>L. peruviana</i> | Peru | Llanos-Cuentas et al., 1999 |
| <i>Proechimys semispinosus</i> | <i>L. panamensis</i> | Colômbia | Travi et al., 2002 |
| <i>Proechimys</i> sp. | <i>L. amazonensis</i> ; <i>L. guyanensis</i> | Brasil; Guiana Francesa | Arias et al., 1981; Lainson et al., 1981; Dedet et al., 1989 |
| <i>Rattus norvegicus</i> | <i>L. amazonenses</i> ; <i>L. braziliensis</i> ; <i>L. major</i> | Brasil; Irã | Neiva, 2005; Motazedian et al., 2010; Marcelino et al., 2011; Ferreira et al., 2015 |
| <i>Rattus rattus</i> | <i>L. braziliensis</i> ; <i>L. mexicana</i> ; <i>L. tropica</i> | Argentina; Brasil; Venezuela; Turquia | Vasconcelos et al., 1994; Lima et al., 2002; Svobodová et al., 2003; Oliveira et al., 2005; Ferreira et al., 2015; |
| <i>Reithrodontomys gracili</i> | <i>L. mexicana</i> | Honduras | Disney, 1968 |
| <i>Rhombomys opimus</i> | <i>L. major</i> | Irã | Mohebbi et al., 2004 |
| <i>Sciurus granatensis</i> | <i>L. equatorensis</i> | Equador | Grimaldi-Júnior e Tesh, 1993 |
| <i>Sciurus vulgari</i> | <i>L. amazonenses</i> | Equador | Mimori et al., 1989 |
| <i>Sigmodon hispidus</i> | <i>L. mexicana</i> ; <i>L. braziliensis</i> | México; Venezuela | Canto-Lara et al., 1999; Van Wynsberghe et al., 2000; Lima et al., 2002 |
| <i>Tatera indica</i> | <i>L. major</i> | Irã | Costa, 2002; Mohebbi et al., 2004; Parhizkari et al., 2011 |
| <i>Thrichomys apereoides</i> | <i>L. amazonensis</i> ; <i>L. braziliensis</i> ; <i>L. guyanensis</i> ; <i>L. mexicana</i> | Brasil | Oliveira et al., 2005; Quaresma et al., 2011 |
| <i>Thrichomys laurentius</i> | <i>L. braziliensis</i> | Brasil | Roque et al., 2010 |
| <i>Wiedomys yrrhorhinos</i> | <i>L. mexicana</i> | Brasil | Costa, 2002 |

Tabela 3. Espécies de roedores relatadas com Leishmaniose Visceral.

| Espécie do roedor | Espécie de <i>Leishmania</i> | País | Referência |
|----------------------------------|---|---|--|
| <i>Acomys</i> sp. | <i>L. donovani</i> | Sudão | Hoogstrall et al., 1963 |
| <i>Calomys callosus</i> | <i>L. donovani</i> | Brasil | Mello; Teixeira, 1984 |
| <i>Coendu prehensili</i> | <i>L. infantum</i> | Bolívia | Le Pont et al., 1989 |
| <i>Cricetulus griseus</i> | <i>L. donovani</i> ; <i>L. infantum</i> | China | Meleney, 1925; Hindle; Thomson, 1928 |
| <i>Galea spixii</i> | <i>L. infantum</i> | Brasil | Barbosa, 2005 |
| <i>Gerbilliscus</i> sp. | <i>L. donovani</i> | Etiópia | Kassahun et al., 2015 ^a |
| <i>Holochilus scieurus</i> | <i>L. infantum</i> | Brasil | Lima et al., 2013 |
| <i>Hydrochoerus hydrochaeris</i> | <i>L. infantum</i> | Brasil | Valadares et al., 2010 |
| <i>Mastomys</i> sp. | <i>L. donovani</i> | Etiópia | Kassahun et al., 2015a |
| <i>Mesocricetus auratus</i> | <i>L. infantum</i> | Brasil | Oliveira et al., 2011 |
| <i>Microtus</i> sp. | <i>L. infantum</i> | Israel | Adler; Theodor, 1931 |
| <i>Mus musculus</i> | <i>L. donovani</i> ; <i>L. infantum</i> | Brasil; Itália; Portugal | Di Bela et al., 2003; Helhazar et al., 2013; Ferreira et al., 2015 |
| <i>Nectomys squamipes</i> | <i>L. infantum</i> | Brasil | Dantas-Torres e Brandão-Filho, 2006 |
| <i>Proechimys canicollis</i> | <i>L. infantum</i> | Colômbia | Travi et al., 1998 |
| <i>Proechimys semispinosus</i> | <i>L. infantum</i> | Colômbia | Travi et al., 2002 |
| <i>Rattus norvegicus</i> | <i>L. infantum</i> ; <i>L. donovani</i> | Brasil; Chipre; Grécia; Itália; Portugal | Di Bella et al., 2003; Papadogiannakis et al., 2009; Psaroulaki et al., 2010; Helhazar et al., 2012; Helhazar et al., 2013; Ferreira et al., 2015; Lara-Silva et al., 2014 |
| <i>Rattus rattus</i> | <i>L. chagasi</i> ; <i>L. donovani</i> ; <i>L. Infantum</i> | Brasil; Chipre; Espanha; Itália; Sudão; Venezuela | Hoogstrall et al., 1963; Bettini et al., 1978; Gradoni et al., 1983; Pozio et al., 1985; Zulueta et al., 1999; Di Bella et al., 2003; Martin-Sanchez et al., 2004; Oliveira et al., 2005; Quinnell e Courtenay, 2009; Psaroulaki et al., 2010; Ferreira et al., 2015 |
| <i>Rhipidomys mastacalis</i> | <i>L. infantum</i> | Brasil | Quaresma et al., 2011 |
| <i>Sigmodon hispidus</i> | <i>L. donovani</i> | Venezuela | Zulueta et al., 1999 |
| <i>Thrichomys apereoides</i> | <i>L. infantum</i> | Brasil | Oliveira et al., 2005; Quaresma et al., 2011 |
| <i>Thrichomys laurentius</i> | <i>L. infantum</i> | Brasil | Roque et al., 2010 |

3. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ABID, M.; KALBANTNER, K.; MISCHKE, R. Platelet function in dogs with bacterial infections and leishmaniasis. **Berliner und Münchener tierärztliche Wochenschrift Journal**. v.128, n.7-8, p.289-96, 2015.

ABREU, C. R.; PARPINELLI, A. C.; DE LIMA, R. R.; DIAS, L. G.; PEREIRA, L. F.; DIAS, F. G.. Description of six autochthonous cases of canine visceral leishmaniasis diagnosed in Pedregulho (São Paulo, Brazil). **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v.24, n.2, p.216-219, 2015.

ADLER, S.; THEODOR, O. Investigations on Mediterranean kala-azar. II-*Leishmania infantum*. **Proceedings of the Royal Society of London**, v.108, p.453-502, 1931.

AGRIMI, U.; MANTOVANI, A. **Patogeni trasmessi dai roditori infestanti**. In: Rapporti ISTISAN 96/11 su Convegno: Aspetti tecnici, organizzativi ed ambientali della lotta antimurina. Istituto Superiore di sanità - Roma, 1995. 69-80p.

ALENCAR, J. E.; PESSOA, E. P.; FONTENELE, Z. F. Infecção natural de *Rattus rattus alexandrinus* por *Leishmania* (provavelmente *L. braziliensis*) em zona endêmica de leishmaniose tegumentar no Estado do Ceará, Brasil. Nota prévia. **Revista do Instituto de Medicina Tropical de São Paulo**, v.2, p.347-348, 1960.

AL-SABI, M. N.; CHRIÉL, M.; JENSEN, T. H.; ENEMARK, H. L. Endoparasites of the raccoon dog (*Nyctereutes procyonoides*) and the red fox (*Vulpes vulpes*) in Denmark 2009-2012 - A comparative study. **International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife**, v.17, n.2, p.144-151, 2013.

ALVES, L. C.; FAUSTINO, M. A. G. Leishmaniose visceral canina. **Manual da Schering-Plough**, São Paulo, 2005. 14p.

ANDRADE, M. S.; COURTENAY, O.; BRITO, M. E.; CARVALHO, F. G.; CARVALHO, A. W.; SOARES, F.; CARVALHO, S. M.; COSTA, P. L.; ZAMPIERI, R.; FLOETER-WINTER, L. M.; SHAW, J. J.; BRANDÃO-FILHO, S. P. Infectiousness of sylvatic and synanthropic small rodents implicates a multi-host reservoir of *Leishmania (Viannia) braziliensis*. **PLOS Neglected Tropical Diseases**, v.8, n.9, p.1-10, 2015.

ANON. **Thirty-first annual report of the work and operation of the Gorgas Memorial Laboratory, covering the fiscal year ended June 30, 1958**. United States Government Printing Office: Washington, 1959.

ARIAS, J. R.; NAIFF, R. D.; MILES, M. A.; SOUZA, A. A. The opossum, *Didelphis marsupialis* (Marsupialia: Didelphidae), as a reservoir host of *Leishmania braziliensis guyanensis* in the Amazon Basin of Brazil. **Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene**, v.75, n.4, p.537-541, 1981.

ASH, L. R. The occurrence of *Angiostrongylus cantonensis* in frogs of New Caledonia with observations on paratenic hosts of metastrongyles. **Journal of Parasitology**, v.54, p.432-436, 1968.

ASHFORD, R. W. Leishmaniasis reservoirs and their significance in control. **Clinics in Dermatology**, v.14, n.5, p.523-532, 1996.

AZAB, M. E.; RIFAAT, M. A.; SCHNUR, L. F.; MAKHLOUF, S. A.; EL-SHERIF, E.; SALEM, A. M. Canine and rodent leishmanial isolates from Egypt. **Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene**, v.78, p.263-241, 1984.

BAKER, D. G. **Flynn's parasites of laboratory animals**. 2 ed. Ames: Blackwell Publishing Professional, 2007. 304-382 p.

BAKIRCI,S.; BILGIC, H.B.; KÖSE, O.; AKSULU, A.; HACILARLIOĞLU, S.; KARAGEN Ç, T.; ÇAVUŞ, İ.; ÖZBILGIN, A. Gerbils, as experimental animals (*Meriones unguiculatus*): is a good role model for *Leishmania major*?. **Türkiye Parazitoloji Dergisi**, v.39, n.3, p.212-217, 2015.

BARBOSA, F. S.; MELLO, D. A.; COURA, R. Nota sobre a infecção natural de roedores por *Leishmania* sp. nos limites dos municípios de Teresópolis - Nova Friburgo, Estado do Rio de Janeiro. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, v.4, p.113-116, 1970.

BARBOSA, P. B. B. M. **Estudo da participação de roedores na cadeia de transmissão de *Leishmania infantum* (Protozoa: Trypanosomatidae) no Rio Grande do Norte**. 86f. Natal, RN. Dissertação (Mestrado em Bioquímica), Universidade Federal do Rio Grande do Norte, Natal, 2005.

BARI, A. Chronology of cutaneous Leishmaniasis: An overview of the history of the disease. **Journal of Pakistan Association of Dermatologists**, v.16, p.24-27, 2006.

BASANO, S. A.; CAMARGO, A. L. M. Leishmaniose tegumentar americana: histórico, epidemiologia e perspectivas de controle. **Revista Brasileira de Epidemiologia**, v.7, p.328-337, 2004.

- BEDOR, C. N. G. **Sequenciamento e caracterização de genes identificados como codificantes para proteínas antigênicas de *Leishmania chagasi***. 75 f. Recife, PE. Dissertação (Mestrado em genética) - Universidade Federal de Pernambuco, Recife, 2003.
- BENDER, A.L.; MAURER, R. L.; SILVA, M. C. F.; BEM, R.; TERRACIANO, P. B.; SILVA, A. C. A.; GRAEFF-TEIXEIRA, C. Ovos e órgãos reprodutores de fêmeas de *Angiostrongylus costaricensis* são reconhecidos mais intensamente por soros humanos de fase aguda na angiostrongilíase abdominal. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, v.36, n.4, p.449-454, 2003.
- BETTINI, S.; GRADONI, S.; POZZIO, E. Isolation of *Leishmania* strains from *Rattus rattus* in Italy. **Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene**, v.72, p.441-442, 1978.
- BETTINI, S.; POZIO, E.; GRADONI, L. Leishmaniasis in Tuscany (Italy): (II) *Leishmania* from wild Rodentia and Carnivora in a human and canine leishmaniasis focus. **Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene**, v.74, p.77-83, 1980.
- BONGERS, T.; FERRIS, H. Nematode community structure as a bioindicator in environmental monitoring. **Trends in Ecology & Evolution**, v.14, n.6, p.224-228, 1999.
- BONVICINO, C. R.; OLIVEIRA, J. A.; D'ANDREA, P. S. **Guia dos Roedores do Brasil, com chaves para gêneros baseadas em caracteres externos**. Rio de Janeiro: Centro Pan-Americano de Febre Aftosa - OPAS/OMS, 2008, 120p.
- BRADLEY, C. A.; ALTIZER, S. Urbanization and the ecology of wildlife diseases. **Trends in Ecology & Evolution**, v.2, p.95-102, 2006.
- BRANDÃO-FILHO, S. P.; BRITO, M. E. F.; CARVALHO, F. G.; ISHIKAWA, E. A.; FLOETTER-WINTER, L. M.; SHAW, J. J. Wild and synanthropic hosts of *Leishmania (Viannia) braziliensis* in the endemic cutaneous leishmaniasis locality of Amaraji, Pernambuco State, Brasil. **Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene**, v.97, p.291-296, 2003.
- BRASIL. Ministério da Saúde. Secretaria de Vigilância em Saúde. Departamento de Vigilância Epidemiológica. **Manual de vigilância e controle da leishmaniose visceral**. Brasília: Ministério da Saúde, 2014. 120 p.
- CABEZA, M. I.; CABEZAS, M. T.; COBO, F.; SALAS, J.; VÁZQUEZ, J. *Hymenolepis nana* infection: associated factors with this parasitism in a health area of Southern Spain. **Revista chilena de infectología**, v.32, n.5, p.593-520, 2015.

CALDEIRA, R.; MENDONÇA, C.; GOUVEIA, C.; LENZI, H.; 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: Metastrongyloidea) in Brazil. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v.102, p.887-889, 2007.

CAMBERIS, M.; LE GROS, G.; URBAN, J. J. Animal model of *Nippostrongylus brasiliensis* and *Heligmosomoides polygyrus*. **Current Protocols in Immunology**, v.19, p.12, 2003.

CAMPOS, R. M. **Caracterização molecular de antígenos de *Leishmania (Leishmania) chagasi* potencialmente úteis no controle da leishmaniose visceral**. 114f. Recife, PE. Dissertação (Mestrado), Centro de Pesquisas Aggeu Magalhães, Fundação Oswaldo Cruz, Recife, 2007.

CANTO-LARA, S.; WYNSBERGHE, N.; VARGAS-GONZÁLEZ, A.; OJEDA-FARFÁN, F.; ANDRADE-NARVÁEZ, F. Use of monoclonal antibodies for the identification of *Leishmania* spp. isolated from humans and wild rodents in the State of Campeche, México. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v.94, n.3, p.305-309, 1999.

CARVALHO, F. S.; WENCESLAU, A. A.; ALBUQUERQUE, G. R.; MUNHOZ, A. D.; GROSS, E.; CARNEIRO, P. L.; OLIVEIRA, H. C.; ROCHA, J. M.; SANTOS, I. A.; REZENDE, R. P. *Leishmania (Viannia) braziliensis* in dogs in Brazil: epidemiology, co-infection, and clinical aspects. **Genetics and molecular research**, v.14, n.4, p.12062-12073, 2015.

CARVALHO, O. S.; SCHOLTE, R. G. C.; MENDONÇA, C. L. F.; PASSOS, L. K. J.; CALDEIRA, R. L. *Angiostrongylus cantonensis* (Nematode: Metastrongyloidea) in molluscs from harbour areas in Brazil. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v.107, p.740–746, 2012.

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, p.235-240, 2001.

CHASIRI, K.; SIRIBAT, P.; RIBAS, A.; MORAND, S. Potentially zoonotic helminthiases of murid rodents from the Indo-Chinese peninsula: impact of habitat and the risk of human infection. **Vector Borne Zoonotic Diseases**, v.15, n.1, p.73-85, 2015.

CHECHULIN, A. I.; KARPENKO, S. V.; PANOV, V. V. Ecology of *Hepaticola hepatica* infection in rodents in southern west Siberia. **Contemporary Problems of Ecology**, v.4, n.4, p.423-427, 2011.

- CLOUGH, D.; RÅBERG, L. Contrasting patterns of structural host specificity of two species of Heligmosomoides nematodes in sympatric rodents. **Parasitology Research**, v.113, n.12, p.4633-4639, 2014.
- COPELAND, N. K.; ARONSON, N. E. Leishmaniasis: treatment updates and clinical practice guidelines review. **Current Opinion in Infectious Diseases**, v.28, n.5, p.426-37, 2015.
- CORREDOR, A.; GALLEGO, J. F.; TESH, R., B.; PELÁEZ, D.; DIAZ, A.; MONTILLA, M.; PALÁU, M., T. *Didelphis marsupialis*, an apparent wild reservoir of *Leishmania donovani chagasi* in Colombia, South America. **Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene**, v.83, p.195, 1989.
- COSTA, C. A. F.; CATTO, J. B. Helminthos parasitos de capivaras (*Hydrochaeris hydrochaeris*) na sub-região da Nhecolândia, Pantanal-sul-matogrossense. **Revista Brasileira de Biologia**, v.51, n.1, p.39-48, 1994.
- COSTA, F. S. de O. **Detecção de DNA de *Leishmania* spp. em roedores silvestres e sinantrópicos em área de transmissão das leishmanioses no município de Araçuaí, Minas Gerais, Brasil: o uso da técnica da Reação em Cadeia da Polimerase (PCR) e suas implicações epidemiológicas.** 94f. Rio de Janeiro, RJ. Dissertação (Mestrado), Fundação Oswaldo Cruz, Instituto Oswaldo Cruz, Rio de Janeiro, 2002.
- COTTON, J. A.; AMAT, C. B.; BURET, A. G. Disruptions of host immunity and inflammation by *Giardia duodenalis*: Potential consequences for co-infections in the gastro-intestinal tract. **Pathogens**, v.4, n.4, p.764-792, 2015.
- DANTAS-TORRES, F.; BRANDÃO-FILHO, S. P. Visceral leishmaniasis in Brazil: revisiting paradigms of epidemiology and control. **Revista do Instituto de Medicina Tropical de São Paulo**, v.48, n.3, p.151-156, 2006.
- DAVID, C. V.; CRAFT, N. Cutaneous and mucocutaneous leishmaniasis. **Dermatology and Therapy**, v.22, n.6, p.491–502, 2009.
- DEDET, J. P.; GAY, F.; CHATENAY, G. Isolation of *Leishmania* species from wild mammals in French Guiana. **Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene**, v.83, n.5, p.613-615, 1989.
- DESJEUX, P. Leishmaniasis: current situation and new perspectives. **Comparative Immunology Microbiology Infectious Diseases**, v.27, p.305-318, 2004.

- DI BELA, C.; VITALE, F.; RUSSO, G.; GRACO, A.; MILAZZO, C.; ALOISE, G.; CAGNIN, M. Are rodents a potential reservoir for *Leishmania infantum* in Italy?. **Journal of Mountain Ecology**, v.7, p.125-129, 2003.
- DISNEY, R. H. L. Observations on a zoonosis: Leishmaniasis in British Honduras. **Journal of Applied Ecology**, v.5, p.1-59, 1968.
- D'OIDIO, D.; NOVIELLO, E.; PEPE, P.; DEL PRETE, L.; CRINGOLI, G.; RINALDI, L. Survey of *Hymenolepis* spp. in pet rodents in Italy. **Parasitology Research**, v.114, n.12, p.4381-4384, 2015.
- EAMSOBHANA, P.; YONG, H. S. Immunological diagnosis of human angiostrongyliasis due to *Angiostrongylus cantonensis* (Nematoda: Angiostrongylidae). **International Journal of Infectious Diseases**, v.13, p.425-431, 2009.
- EL KARTOUTI, A.; ELBENAYE, J.; MILOUDI, M. Erysipeloid cutaneous leishmaniasis: about a clinical observation. **The Pan African Medical Journal**, v.25, n.21, p.54, 2015.
- ELSHEIKHA, H. M.; HOLMES, S. A.; WRIGHT, I.; MORGAN, E. R.; LACHER, D. W. Recent advances in the epidemiology, clinical and diagnostic features, and control of canine cardio-pulmonary *Angiostrongylosis*. **Veterinary Research**, v.27, p.45-92, 2014.
- ESPÍRITO-SANTO, M. C.; PINTO, P. L.; MOTA, D. J.; GRYSCHKEK, R. C. The first case of *Angiostrongylus cantonensis* eosinophilic meningitis diagnosed in the city of São Paulo, Brazil. **Revista do Instituto de Medicina Tropical de São Paulo**, v.55, p.129-132, 2013.
- FALQUETO, A.; GRIMALDI JÚNIOR, G.; SESSA, P. A.; VAREJÃO, J. B. M.; DEANE, L. M. *Lutzomyia gasparviannai* Martins, Godoy & Silva, 1962, probable vector of *Leishmania mexicana* ssp. in Viana municipality, Espírito Santo State, Brazil. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v.80, p.497, 1985.
- FERNÁNDEZ, O. L.; DIAZ-TORO, Y.; OVALLE, C.; VALDERRAMA, L.; MUVDI, S.; RODRÍGUEZ, I.; GOMEZ, M. A.; SARAVIA, N. G. Miltefosine and antimonial drug susceptibility of *Leishmania Viannia* species and populations in regions of high transmission in Colombia. **PLOS Neglected Tropical Diseases**, v.8, n.5, p. 2871, 2014.
- FERREIRA, E. C.; CRUZ, I. CAÑAVATE, C.; MELO, L. A.; PEREIRA, A. A. S. MADEIRA, F. A. M. VALÉRIO, S. A. N.; CUNHA, H. M.; PAGLIA, A. P.; GONTIJO, C. M. F. Mixed infection of *Leishmania infantum* na *Leishmania braziliensis* in rodents from endemic urban area of the New World. **BMC Veterinary Research**, v.11, n.71, p.1-7, 2015.

FLYNN, B.; WANG, V.; SACKS, D. L.; SEDAR, R. A.; VERTHELYI, D. Prevenção e Tratamento da Leishmaniose Tegumentar em Primatas usando Synthetic Tipo D/A oligodesoxinucleídeos expressando CpG motivos. **Infection and Immunity**, v.73, n.8, p.4948-4954, 2005.

FONTELES, R. S.; PEREIRA FILHO, A. A.; MORAES, J. L.; KUPPINGER, O.; REBÊLO, J. M. Experimental Infection of *Lutzomyia (Nyssomyia) whitmani* (Diptera: Psychodidae: Phlebotominae) With *Leishmania (Viannia) braziliensis* and *Leishmania (L.) amazonensis*, etiological agents of American Tugumentary Leishmaniasis. **Journal of Medical Entomology**. 2015. Disponível em:<<http://dx.doi.org/10.1093/jme/tjv143>>. Acesso em 30 nov. 2015.

FORATTINI, O. P. Sobre os reservatórios naturais da leishmaniose tegumentar americana. **Revista do Instituto de Medicina Tropical de São Paulo**, v. 2, p.195-203, 1960.

FORATTINI, O. P.; PATTOLI, D. B. G.; RABELLO, E. X.; FERREIRA, O. A. Nota sobre infecção natural de *Oryzomys capito laticeps* em foco enzoótico de leishmaniose tegumentar no Estado de São Paulo, Brasil. **Revista de Saúde Pública de São Paulo**, v.7, p.181-184,1973.

FORATTINI, O. S.; PATTOLI, D. G.; RABELLO, E. X.; FERREIRA, O. A. Natural infection of sylvatic mammals of cutaneous leishmaniasis in São Paulo State, Brazil. **Revista de Saúde Pública**, v.6, n.3, p.255-261, 1972.

FORMENTI, F.; PERANDIN, F.; BONAFINI, S.; DEGANI, M.; BISOFFI, Z. Evaluation of the new ImmunoCard STAT!® CGE test for the diagnosis of Amebiasis. **Bulletin de la Societe de pathologie exotique et de ses filiales**, v.108, n.3, p.171-174, 2015.

FOTEDAR, R.; STARK, D.; BEEBE, N.; MARRIOTT, D.; ELLIS, J. J. Laboratory diagnostic techniques for *Entamoeba* species. **Clinical Microbiology Reviews**, v.20, p.511-532, 2007.

FREITAS, T. P.; D'ANDREA, P. S.; PAULA, D. A.; NAKAZATO, L.; DUTRA, V.; BONVICINO, C. R.; ALMEIDA, A. D. O. B.; BOA-SORTE, E. D. A. C.; SOUSA, V. R. Natural infection of *Leishmania (Viannia) braziliensis* in *Mus musculus* captured in Mato Grosso, Brazil. **Vector Borne Zoonotic Diseases**, v.12, n.1, p.81-83, 2012.

FRETAS, T. P. T. **A ecoepidemiologia das leishmanioses: levantamento de flebotomíneos em Cuiabá e investigação quanto a participação de roedores e marsupiais em Rondonópolis, Mato Grosso**. 103f. Cuiabá, MT. Dissertação (Mestrado), Faculdade de Agronomia e Medicina Veterinária da Universidade Federal do Mato Grosso, Cuiabá, 2010.

- FUEHRER, H. P.; PETRA IGEL, P.; AUER, H. *Capillaria hepatica* in man: An overview of hepatic capillariosis and spurious infections. **Parasitology Research**, v.109, n.969-979, 2011.
- FUEHRER, H. P.; BAUMANN, T. A.; RIEDL, J.; TREIBER, M.; IGEL, P.; SWOBODA, P.; JOACHIM, A.; NOEDL, H. Endoparasites of rodents from the Chittagong Hill Tracts in Southeastern Bangladesh. **Wiener klinische Wochenschrift**, v.124, n.3, p.27-30, 2012.
- GAMA, M. E.; COSTA, J. M.; PEREIRA, J. C.; GOMES, C. M.; CORBETT, C. E. Serum cytokine profile in the subclinical form of visceral leishmaniasis. **Brazilian journal of medical and biological research**, v.37, n.1, p.129–136, 2004.
- GÓMEZA, A.; NICHOLS, E. Neglected wild life: Parasitic biodiversity as a conservation target. **International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife**, v.2, p.222–227, 2013.
- GONTIJO, C. M. F.; MELO, M. N. Leishmaniose Visceral no Brasil: quadro atual, desafios e perspectivas. **Revista Brasileira de Epidemiologia**, v.7, n.3, p.338-349, 2004.
- GONZÁLEZ, U.; PINART, M.; SINCLAIR, D.; FIROOZ, A.; ENK, C.; VÉLEZ, I. D.; ESTERHUIZEN, T. M.; TRISTAN, M.; ALVAR, J. Vector and reservoir control for preventing leishmaniasis. **Cochrane Database of Systematic Reviews**. 2015. Disponível em:< http://www.cochrane.org/CD008736/INFECTN_vector-and-reservoir-control-preventing-leishmaniasis>. Acesso em 30 nov. 2015.
- GRADONI, L.; POZIO, E.; GRAMICCIA, M.; MAROLI, M.; BETTINI, S. Leishmaniasis in Tuscany (Italy): VII. Studies on the role of the black rat, *Rattus rattus*, in the epidemiology of visceral leishmaniasis. **Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene**, v.77, p.427-431, 1983.
- GRAEFF-TEIXEIRA, C.; SILVA, A. C.; YOSHIMURA, K. Update on eosinophilic meningoencephalitis and its clinical relevance. **Clinical Microbiology Reviews**, v.22, p.322–348, 2009.
- GRAMICCIA, M.; GRADONI, L. The current status of zoonotic leishmaniasis and approaches to disease control. **International Journal for Parasitology**, v.35, p.1169–1180, 2005.
- GRAMICCIA, M.; MAAZOUN, R.; LANOTTE, G.; RIOUX, J. A.; LE-BLANCQ, S.; EVANS, D. A.; PETERS, W.; BETTINI, S.; POZZIO, E. Typage enzymatique de onze souches de *Leishmania* isolées et Italie continentale, a partir de formes viscerales murines, canines et vulpines. **Annales de Parasitologie Humaine et Comparée**, v.57, p.527-531, 1982.

GRANROTH-WILDING, H. M.; BURTHE, S. J.; LEWIS, S.; REED, T. E.; HERBORN, K. A.; NEWELL, M. A.; TAKAHASHI, E. A.; DAUNT, F.; CUNNINGHAM, E. J. Parasitism in early life: environmental conditions shape within-brood variation in responses to infection. **Ecology and Evolution**, v.4, n.17, p.3408-3419, 2014.

GRIMALDI JÚNIOR, G.; KREUTZER, R. D.; HASHIGUCHI, Y.; GOMEZ, E. A.; MIMORY, T.; TESH, R. B. Description of *Leishmania equatorensis* sp. n (Kinetoplastida: Trypanosomatidae), a new parasite infecting arboreal mammals in Ecuador. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v.87, n.2, p.221-228, 1992.

GRINGS, V. H. **Controle integrado de ratos**. Concórdia: Embrapa Suínos e Aves, 2006. 18p.

GUIMARÃES, A. O. **Infecções parasitárias e fúngicas em roedores sinantrópicos coletados em área de expansão urbana, Aracaju/SE**. 50f. Aracaju, SE. Dissertação (Mestrado), Universidade Tiradentes, Aracaju, Sergipe, 2013.

GUO, Y. M.; HU, J. J.; YANG, Y. F.; YANG, Y.; ZUO, W. W.; ZHOU, B. J. *Capillaria hepatica* infection in rodents from Anning Prefecture of Yunnan Province and experimental research on host animals. **Zhongguo Ji Sheng Chong Xue Yu Ji Sheng Chong Bing Za Zhi**, v.31, n.5, p.367-371, 2013.

GURGEL, A. C. F. **Ocorrência de protozoários intestinais em chinchilas (*Chinchilla lanigera*) e capivaras (*Hydrochaeris hydrochaeris*), criadas em cativeiro, no estado do Rio Grande do Sul, Brasil**. 58f. Porto Alegre, RS. Dissertação (Mestrado), Universidade Federal do Rio Grande do Sul. Porto Alegre, 2005.

HADFIELD, S. J.; PACHEBAT, J. A.; SWAIN, M. T.; ROBINSON, G.; CAMERON, S. J.; ALEXANDER, J.; HEGARTY, M. J.; ELWIN, K.; CHALMERS, R. M. Generation of whole genome sequences of new *Cryptosporidium hominis* and *Cryptosporidium parvum* isolates directly from stool samples. **BMC Genomics**, v.16, p.650, 2015.

HARVIE, M.; CAMBERIS, M.; LE GROS, G. Development of CD4 T Cell Dependent Immunity Against *N. brasiliensis* Infection. **Frontiers in Immunology**, v.4, p.74, 2013.

HARVIE, M.; CAMBERIS, M.; TANG, S. C.; DELAHUNT, B.; PAUL, W.; LE GROS, G. The lung is an important site for priming CD4 T-cell-mediated protective immunity against gastrointestinal helminth parasites. **Infection and Immunity**, v.78, p.3753–3762, 2010.

HASNAIN, G.; BASHAR, A.; NATH, P.; GHOSH, P.; HOSSAIN, F.; HOSSAIN, S.; MONDAL, D. Polymerase Chain Reaction in the diagnosis of visceral leishmaniasis

recurrence in the setting of negative splenic smears. **The American Journal of Tropical Medicine and Hygiene**, v.15, p.136, 2015.

HELHAZAR, M. F. **Avaliação do papel dos roedores das espécies *Mus musculus* e *Rattus norvegicus* como hospedeiros reservatórios de *Leishmania infantum* nos concelhos de Sesimbra e Sintra.** 98f. Lisboa. Dissertação (Mestrado), Universidade Técnica de Lisboa, Faculdade de Medicina Veterinária, Lisboa, 2012.

HELHAZAR, M.; LEITÃO, J.; DUARTE, A.; TAVARES, L.; FONSECA, I. P. Natural infection of synanthropic rodent species *Mus musculus* and *Rattus norvegicus* by *Leishmania infantum* in Sesimbra and Sintra--Portugal. **Parasites & Vectors**, v.8, n.6, p.88, 2013.

HERRER, A. *Leishmania hertigi* sp. n., from the tropical porcupine, *Coendou rothschildi* Thomas. **Journal of Parasitology**, v.57, n.3, p.626-629, 1971.

HINDLE, E.; THOMSON, J. G. *Leishmania Infantum* in Chinese Hamsters. **Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene**, v.103, n.724, p.255-257, 1928.

HOOGSTRAAL, H.; VAN PEENE, P. D. F.; REID, T. P.; DIETLEN, D. R. Leishmaniasis in the Sudan Republic. 10. natural infections in rodents. **American Journal of Tropical Medicine and Hygiene**, v.12, n.175-178, 1963.

HUMBERG, R. M.; OSHIRO, E. T.; CRUZ, M. S.; RIBOLLA, P. E.; ALONSO, D. P.; FERREIRA, A. M.; BONAMIGO, R. A.; TASSO, N. J. R.; OLIVEIRA, A. G. *Leishmania chagasi* in opossums (*Didelphis albiventris*) in an urban area endemic for visceral leishmaniasis, Campo Grande, Mato Grosso do Sul, Brazil. **American Journal of Tropical Medicine and Hygiene**, v.87, n.3, p.470-472, 2012.

IBRAHIM, E. A.; AL-ZAHARANI, M. A.; AL-TUWAIGRI, A. S.; AL-SHAMMARY, F. J.; EVANS, D. A. *Leishmania* infecting man and wild animals in Saudi Arabia. 9. The black rat (*Rattus rattus*) a probable reservoir of visceral leishmaniasis in Gizan province, south-west Saudi Arabia. **Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene**, v86, p.513-514, 1992.

IVANOV, V. M.; SEMENOVA, N. N. Parasitological consequences of animal introduction. **Russian Journal of Ecology**, v.31, p.281-283, 2000.

JAMJOOM, M. B. Review on electron microscopy in taxonomy and biology of parasitic Nematelminthes. **Journal of the Egyptian Society of Parasitology**, v.37, n.1, p.87-105, 2007.

- KARAKUŞ, M.; TÖZ, S.; ERTABAKLAR, H.; PAŞA, S.; ATASOY, A.; ARSERIM, S. K.; ÖLGEN, M. K.; ZIYA ALKAN, M.; DURRANT, C.; ÖZBEL, Y. Evaluation of conjunctival swab sampling in the diagnosis of canine leishmaniasis: A two-year follow-up study in Cukurova Plain, Turkey. **Veterinary Parasitology**, 2015. Disponível em:<<http://www.ncbi.nlm.nih.gov/pubmed/26415899>>. Acesso em 28 nov. 2015.
- KASSAHUN, A.; SADLOVA, J.; DVORAK, V.; KOSTALOVA, T.; ROHOUSOVA, I.; FRYNTA, D.; AGHOVA, T.; YASUR-LANDAU, D.; LEMMA, W.; HAILU, A.; BANETH, G.; WARBURG, A.; VOLF, P.; VOTYPKA, J. Detection of *Leishmania donovani* and *L. tropica* in Ethiopian wild rodents. **ActaTropica**, v.145, p.39-44, 2015.
- KASSAHUN, A.; SADLOVA, J.; BENDA, P.; KOSTALOVA, T.; WARBURG, A.; HAILU, A.; BANETH, G.; VOLF, P.; VOTYPKA, J. Natural infection of bats with *Leishmania* in Ethiopia. **Acta Tropica**, v.150, p.166-70, 2015.
- KAY, E. H.; HOEKSTRA, H. E. Rodents. **Current Biology**, v.18, n.10, p.406-410, 2008.
- KERR, S. F.; EMMONS, L. H.; MELBY, P. C.; LIU, C.; PEREZ, L. E.; VILLEGAS, M.; MIRANDA, R. *Leishmania amazonensis* infections in *Oryzomys acritus* and *Oryzomys nitidus* from Bolivia. **American Journal of Tropical Medicine and Hygiene**, v.75, n.6, p.1069-1073, 2006.
- KERR, S. F.; MCHUGH, C. P.; DRONEN JÚNIOR, N. O. A simulation model of the infection cycle of *Leishmania mexicana* in *Neotoma micropus*. **Ecological Modeling**, v.98, p.187-198, 1995.
- KLENZAK, J.; MATTIA, A.; VALENTI, A.; GOLDBERG, J. Hepatic capillariasis in Maine presenting as a hepatic mass. **American Journal of Tropical Medicine and Hygiene**, v.72, n.5, p.651-653, 2005.
- LAILA, Z.; MOHAMED, B.; AMINE, M.; NADIA, A.; SAID, A. Leishmaniose cutanée à *Leishmania tropica* dans la région de Marrakech (Maroc): un foyer rebelle!. **Revue Francophone Des Laboratoires**, v.41, n.429, p.35-39, 2011.
- LAINSON, R. The American Leishmaniasis: some observations on their ecology and epidemiology. **Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene**, v.77, p.569-596, 1983.
- LAINSON, R. The Neotropical *Leishmania* species: a brief historical review of their discovery, ecology and taxonomy. **Revista Pan-Amazônica de Saúde**, v.1, n.2, p.13-32, 2010.

LAINSON, R.; BRAGA, R. R.; SOUZA, A. A. A.; POVOA, M. M.; ISHIKAWA, E. A. Y.; SILVEIRA, F. T. *Leishmania (Viannia) shawi* sp. n., a parasite of monkeys, sloths and procyonids in amazonian Brazil. **Annales de Parasitologie Humaine et Comparee**, v.64, n.3, p.200-207, 1989.

LAINSON, R.; SHAW, J. J. Leishmaniasis in Brazil: V. Studies on the epidemiology of cutaneous leishmaniasis in Mato Grosso State, and observations on two distinct strains of *Leishmania* isolated from man and forest animals. **Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene**, v.64, n.5, p.654-667, 1970.

LAINSON, R.; SHAW, J. J. **New World leishmaniasis – The Neotropical *Leishmania* species**. In: COX, F. E. G.; KREIER, J. P.; WAKELIN, D. Topley & Wilson's Microbiology and Microbial Infections. Parasitology. Arnold: London, 242-266, 1998.

LAINSON, R.; SHAW, J. J. Some reservoir-host of *Leishmania* in wild animals of Mato Grosso state, Brazil. Two distinct strains of parasites isolated from man and rodents. **Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene**, v.63, p.308-309, 1968.

LAINSON, R.; SHAW, J. J.; MILES, M. A.; POVOA, M. Leishmaniasis in Brazil: Enzymatic characterization of a *Leishmania* from the armadillo, *Dasypus novemcinctus* (Edentata), from Pará State. **Transactions of the royal society of tropical medicine and hygiene**, v.76, n.6, p. 810-811, 1982.

LAINSON, R.; SHAW, J. J.; READY, P. D.; MILES, M. A.; PÓVOA, M. Leishmaniasis in Brazil: XVI. Isolation and identification of *Leishmania* species from sandflies, wild mammals and man in north Para State, with particular reference to *L. braziliensis guyanensis* causative agent of "pian-bois". **Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene**, v.75, n.4, p.530-536, 1981.

LAINSON, R.; STRANGWAYS-DIXON, J. The epidemiology of dermal leishmaniasis in British Honduras: Part II. Reservoir-hosts of *Leishmania mexicana* among the forest rodents. **Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene**, v.58, p.136-153, 1964.

LANE, S.; LLOYD, D. Current trends in research into the waterborne parasite *Giardia*. **Critical Reviews in Microbiology**, v.28, p.123-147, 2002.

LARA-SILVA, F. O.; BARATA, R. A.; MICHALSKY, E. M.; FERREIRA, E. C.; LOPES, M. O. G.; PINHEIRO, A. C.; FORTES-DIAS, C.L.; DIAS, E. S. *Rattus norvegicus* (Rodentia:

- Muridae) infected by *Leishmania (Leishmania) infantum* (syn. *Le. chagasi*) in Brazil. **BioMed Research International**, v.14, p.1-7, 2014.
- LAU, Y. L.; JAMAIAH, I.; ROHELA, M.; FONG, M. Y.; SITI, C. O.; SITI, F. A. Molecular detection of *Entamoeba histolytica* and *Entamoeba dispar* infection among wild rats in Kuala Lumpur, Malaysia. **Tropical biomedicine**, v.31, n.4, p.721-727, 2014.
- LE PONT, F.; MOUCHET, J.; DESJEUX, P. *Leishmaniasis* in Bolivia: VII. Infection of sentinel porcupines (*Coendou prehensilis*, L.) by *Leishmania (LE.) chagasi*. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v.84, n.4, p. 575-575, 1989.
- LIMA, B. S.; DANTAS-TORRES, F.; CARVALHO, M. R.; MARINHO-JUNIOR, J. F.; ALMEIDA, E. L.; BRITO, M. E.; GOMES, F.; BRANDÃO-FILHO, S. P. Small mammals as hosts of *Leishmania* spp. in a highly endemic area for zoonotic leishmaniasis in North-Eastern Brazil. **Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene**, v.107, n.9, p.592-597, 2013.
- LIMA, H.; ZORAYA, G.; RODRÍGUEZ, A.; CONVIT, J.; RODRIGUEZ, N. Cotton Rats (*Sigmodon hispidus*) and Black Rats (*Rattus rattus*) as possible reservoirs of *Leishmania* spp. in Lara State, Venezuela. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v.97, n.2, p.169-174, 2002.
- LLANOS-CUENTAS, E. A.; RONCAL, N.; VILLASECA, P.; PAZ, L.; OGUSUKU, E.; PÉREZ, J. E.; CÁCERES, A.; DAVIES, C. R. Natural infections of *Leishmania peruviana* in animals in the Peruvian Andes. **Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene**, v.93, n.1, p.15-20, 1999.
- LÓPEZ, M. C.; LEÓN, C. M.; FONSECA, J.; MONCADA, L.; OLIVERA, M. J.; RAMÍREZ, J. D. Molecular Epidemiology of *Entamoeba*: First Description of *Entamoeba moshkovskii* in a rural area from central Colombia. **PLoS One**, v.10, n.10, 2015. Disponível em:<<http://www.ncbi.nlm.nih.gov/pubmed/?term=L%C3%B3pez+MC%2C+Le%C3%B3n+CM%2C+Fonseca+J%2C>>. Acesso em 06 nov. 2015.
- MACHADO, M. I.; MILDNER, R. V.; PACHECO, R. S.; SILVA, M.; BRAGA, R. R.; LAINSON, R. Naturally acquired infections with *Leishmania enriettii* Muniz and Medina 1948 in guinea-pigs from São Paulo, Brazil. **Parasitology**, v.109, n. 2, p.135-138, 1994.
- MAHMOUDZADEH-NIKNAM, H.; KIAEI, S. S.; IRAVANI, D. *Leishmania tropica* infection, in comparison to *Leishmania major*, induces lower delayed type hypersensitivity in BALB/c mice. **Korean Journal of Parasitology**, v.45, n.2, p.103-109, 2007.

- MALAKAUSKAS, A.; PAULAUSKAS, V.; JARVIS, T.; KEIDANS, P.; EDDI, C.; KAPEL, C. M. O. Molecular epidemiology of *Trichinella* spp. in three Baltic countries: Lithuania, Latvia and Estonia. **Parasitology Research**, v.100, p.687–693, 2007.
- MALSAWMTLUANGI, C.; TANDON, V. Helminth parasite spectrum in rodent hosts from bamboo growing areas of Mizoram, North-east India. **Journal of Parasitic Diseases**, v.33, n.1-2, p.28-35, 2009.
- MARCELINO, A. P.; FERREIRA, E. C.; AVENDANHA, J. S.; COSTA, C. F.; CHIARELLI, D.; ALMEIDA, G.; MOREIRA, E. C.; LEITE, R. C.; REIS, J. K.; GONTIJO, C. M. Molecular detection of *Leishmania braziliensis* in *Rattus norvegicus* in an area endemic for cutaneous leishmaniasis in Brazil. **Veterinary Parasitology**, v.183, n.1-2, p.54-58, 2011.
- MARINHO JÚNIOR, J. F. **Infecção natural por *Leishmania* spp. em pequenos mamíferos silvestres e sinantrópicos envolvidos na manutenção da leishmaniose tegumentar americana em área endêmica da Zona da Mata Norte de Pernambuco, Brasil.** 56f. Recife, PE. Dissertação (Mestrado), Fundação Oswaldo Cruz, Recife, 2010.
- MARTIN-SANCHEZ, J.; GRAMICCIA, M.; DI MUCCIO, T.; LUDOVISI, A.; MORILLAS-MÁRQUEZ, F. Isoenzymatic polymorphism of *Leishmania infantum* in southern Spain. **Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene**, v.98, p.228-232, 2004.
- MARZOCHI, M. C. A. Leishmanioses no Brasil: as leishmanioses tegumentares. **Jornal Brasileiro de Medicina**, v.63, p.82-104, 1992.
- MEARS, E. R.; MODABBER, F.; DON, R.; JOHNSON, G. E. A Review: The current in vivo models for the discovery and utility of new anti-leishmanial drugs targeting cutaneous leishmaniasis. **PLOS Neglected Tropical Diseases**, v.3, n.9, p.9, 2015.
- MELONEY, H. E. The histopathology of kala-azar in the hamster, monkey, and man. **American Journal of Pathology**, v.1, n.2, p.147-168, 1925.
- MELO, D. A.; TEIXEIRA, M. L. Infecção experimental de *Calomys callosus* (Rodentia-Cricetidae) com *Leishmania donovani chagasi* (Laison, 1982). **Revista de Saúde Pública**, v.18, p.337-341, 1984.
- MENDONÇA, C. L. G. F.; CARVALHO, O. S.; MOTA, E. M.; PELAJO-MACHADO, M.; CAPUTO, L. F. G.; LENZI, H. L. Penetration sites and migratory routes of *Angiostrongylus costaricensis* in the experimental intermediate host (*Sarasinula marginata*). **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v.94, p.549-556, 1999.

- MILLAN, M.; LOPEZ-ROIG, O.; CABEZON, J.; SERRA, C. Absence of *Leishmania infantum* in cave bats in an endemic area in Spain. **Parasitology Research**, v.113, p.1993–1995, 2014.
- MILLAZZO, C.; RIBASA, A.; CASANOVA, J. C. Helminths of the brown rat (*Rattus norvegicus*) (Berkenhout, 1769) in the city of Palermo, Italy. **Helmintologia**, v.47, n.4, p.238-240, 2010.
- MIMORI, T.; GRIMALDI, G.; KREUTZER, R. D.; GOMEZ, E. A.; MCMAHON-PRATT, D.; TESH, R. B.; HASHIGUCHI, Y. Identification, using isoenzyme electrophoresis and monoclonal antibodies, of *Leishmania* isolated from humans and wild animals of Ecuador. **American Journal of Tropical Medicine and Hygiene**, v.40, n.2, p.154-158, 1989.
- MOHD ZAIN, S. N.; BEHNKE, J. M.; LEWIS, J. W. Helminth communities from two urban rat populations in Kuala Lumpur, Malaysia. **Parasites & Vectors**, v.7, n.5, p.47, 2012.
- MOHEBALI, M.; JAVADIAN, E.; YAGHOUBI-ERSHADI, M. R.; AKHAVAN, A. A.; HAJJARAN, H.; ABAEI, M. R. Characterization of *Leishmania* infection in rodents from endemic areas of the Islamic Republic of Iran. **Eastern Mediterranean Health Journal**, v.10, n.4/5, 591-599, 2004.
- MOLINARO, E.M.; CAPUTO, L.F.G.; AMENDOEIRA, M.R.R. **Conceitos e métodos para formação de profissionais em laboratórios de saúde**. Rio de Janeiro: EPSJV, IOC, 2009. 290p.
- MORASSUTTI, A. L.; THIENGO, S. C.; FERNANDEZ, M.; SAWANYAWISUTH, K.; GRAEFF-TEIXEIRA, C. Eosinophilic meningitis caused by *Angiostrongylus cantonensis*: an emergent disease in Brazil. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v.109, n.4, p.399-407, 2014.
- MOREIRA, V. L.; GIESE, E. G.; MELO, F. T.; SIMÕES, R. O.; THIENGO, S. C.; MALDONADO, A.; SANTOS, J. N. Endemic angiostrongyliasis in the Brazilian Amazon: natural parasitism of *Angiostrongylus cantonensis* in *Rattus rattus* and *R. norvegicus*, and sympatric giant African land snails, *Achatina fulica*. **Acta Tropica**, v.125, n.1, p.90-97, 2013.
- MORERA, P.; CÉSPEDES, R. *Angiostrongylus costaricensis* n. sp. (Nematoda: Metastrongyloides), a new lungworm occurring in man in Costa Rica. **Revista de Biologia Tropical**, v.18, p.173-185, 1971.
- MORSY, T. A.; SALEH, W. A.; ISMAIL, M. A. The red fox, *Vulpes v. aegyptiaca*, a new host of leishmania major in Sinai Peninsula. **Journal of the Egyptian Society of Parasitology**, v.32, n.3, p.737-743, 2002.

- MOTA, E. M.; LENZI, H. L. Life cycle: *Angiostrongylus costaricensis* a new proposal. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v.90, p.707-709, 1995.
- MOTAZEDIAN, M.; PARHIZKARI, M.; MEHRABANI, D.; HATAM, G.; ASGARI, Q. First detection of *Leishmania major* in *Rattus norvegicus* from Fars Province, Southern Iran. **Vector-Borne and Zoonotic Diseases**, v.10, n.10, p.969-975, 2010.
- MUEHLENBACHS, A.; BHATNAGAR, J.; AGUDELO, C. A.; HIDRON, A.; EBERHARD, M. L.; MATHISON, B. A.; FRACE, M. A.; ITO, A.; METCALFE, M. G.; ROLLIN, D. C.; VISVESVARA, G. S.; PHAM, C. D.; JONES, T. L.; GREER, P. W.; VÉLEZ, H. A.; OLSON, P. D.; DIAZGRANADOS, L. R.; ZAKI, S. R. Malignant Transformation of *Hymenolepis nana* in a Human Host. **New England Journal of Medicine**, v.373, n.19, p.1845-1852, 2015.
- MURRAY, H. W.; BERMAN, J. D.; DAVIES, C. R.; SARAVIA, N. G. Advances in leishmaniasis. **Lancet**, v.366, n.9496, p.1561–1577, 2005.
- NABI, F.; PALAHA, H. K.; SEKHSARIA, D.; CHIATALE, A. *Capillaria hepatica* infestation. **Indian Pediatrics**, v.44, n.10, p.781-782, 2007.
- NEIVA, H. **Frequência de anticorpos de *Leishmania* sp. em *Rattus norvegicus* no município de Belo Horizonte, Minas Gerais**. 23f. Belo Horizonte, MG. Dissertação (Mestrado), Escola de Veterinária, Universidade Federal de Minas Gerais, Belo Horizonte, 2005.
- NERY-GUIMARAES, F.; AZEVEDO, M. Roedores silvestres ("*Oryzomys goeldi*") da Amazônia com infecção natural por "*Leishmania*" (Primeira nota). **O Hospital**, v.66, p.279-285, 1964.
- NERY-GUIMARÃES, F.; AZEVEDO, M.; DAMASCENO, R. G. Leishmaniose tegumentar (L.T). Zoonose de roedores silvestres (*Oryzomys Goeldi* Thomas) na Amazônia. **O Hospital**, v.70, p.387-395, 1966.
- NERY-GUIMARAES, F.; COSTA, O. R. Novas observações sobre a *Leishmania* isolada de "*Oryzomys goeldi*", na Amazônia (4.a nota). **O Hospital**, v.69, p.161-168, 1966.
- NERY-GUIMARAES, F.; COSTA, O. R. Observações sobre o comportamento da "*Leishmania*" produtora da infecção natural em "*Oryzomys goeldi*", na Amazônia (2a nota). **O Hospital**, v.66, p.287-92, 1964.
- NEVES, D. P. **Gênero *Leishmania***. In: Parasitologia Humana. 11 ed. São Paulo: Atheneu, 2005a. 41-46p.

- NEVES, D.P.; MELO, A.L.; LINARDI, P.M.; VITOR, R.W.A. **Parasitologia humana**. 11. ed. São Paulo: Atheneu, 2010. 494p.
- NOGUEIRA, M. F.; CRUZ, T. F. da. **Doenças da capivara**. Embrapa Pantanal, Corumbá, MS. 2007. Disponível em: <<http://www.cpap.embrapa.br/publicacoes>> Acesso em: 24 out. 2015.
- NURSYAZANA, M. T.; MOHDZAIN, S. N.; JEFFERY, J. Biodiversity and macroparasitic distribution of the wild rat population of Carey Island, Klang. **Tropical Biomedicine**, v.30, n.2, p.199-210, 2013.
- NZELU, C. O.; CÁCERES, A. G.; GUERRERO-QUINCHO, S.; TINEO-VILLAFUERTE, E.; RODRIQUEZ-DELFIN, L.; MIMORI, T.; UEZATO, H.; KATAKURA, K.; GOMEZ, E. A.; GUEVARA, A. G.; HASHIGUCHI, Y.; KATO, H. A rapid molecular diagnosis of cutaneous leishmaniasis by colorimetric malachite green-loop-mediated isothermal amplification (LAMP) combined with an FTA card as a direct sampling tool. **Acta Tropica**, v.153, p.116-119, 2015.
- OGUNNIYI, T.; BALOGUN, H.; SHASANYA, B. Ectoparasites and endoparasites of peridomestic house-rats in ile-ife, Nigeria and implication on human health. **Iran Journal of Parasitology**, v.9, n.1, p.134-40, 2014.
- OLIVEIRA, A. C.; FIGUEIREDO, F. B.; SILVA, V. L.; SANTOS, F. N.; SOUZA, M. B.; MADEIRA, M. F.; ABRANTES, T. R.; PÉRISSÉ, A. R. Canine visceral leishmaniasis case investigation in the Jacare Region of Niteroi, Rio de Janeiro, Brazil. **Revista do Instituto de Medicina Tropical de São Paulo**, v. 57, n.4, p.325-332, 2015.
- OLIVEIRA, E.; OSHIRO, E. T.; PINTO, R. V.; CASTRO, B. C.; DANIEL, K. B.; OLIVEIRA, J. M.; LIMA JÚNIOR, M. S. C.; GUIMARÃES, E. B.; SILVA, J. M.; DORVAL, M. E. C. Presence of amastigotes in the central nervous system of hamsters infected with *Leishmania* sp. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v.20, n.2, p.97-102, 2011.
- OLIVEIRA, F. S.; PIRMEZ, C.; PIRES, M. Q.; PIRES, M. Q.; BRAZIL, R. P.; PACHECO, R. S. PCR-based diagnosis for detection of *Leishmania* in skin and blood of rodents from an endemic area of cutaneous and visceral leishmaniasis in Brazil. **Veterinary Parasitology**, v.129, p. 219-227, 2005.
- OVALLE-BRACHO, C.; DÍAZ-TORO, Y. R.; MUVDI-ARENAS, S. Polymerase chain reaction-miniexon: a promising diagnostic method for mucocutaneous leishmaniasis. **International Journal of Dermatology**. 2015. Disponível em:<<http://www.ncbi.nlm.nih.gov/pubmed/26452681>>. Acesso em 30 nov. 2015.

- PAIZ, L.M.; FORNAZARI, F.; MENOZZI, B. D.; OLIVEIRA, G. C.; COIRO, C. J.; TEIXEIRA, C. R.; CAMPANUCCI da SILVA, V. M.; DONALISIO, M. R.; LANGONI, H. Serological Evidence of Infection by *Leishmania (Leishmania) infantum* (Synonym: *Leishmania (Leishmania) chagasi*) in Free-Ranging Wild Mammals in a Nonendemic Region of the State of São Paulo, Brazil. **Vector Borne Zoonotic Diseases**, v.15, n.11, p.667-673, 2015.
- PAPADOGIANNAKIS, E.; SPANAKOS, G.; KONTOS, V.; MENOUNOS, P. G.; TEGOS, N.; VAKALIS, N. Molecular detection of *Leishmania infantum* in wild rodents (*Rattus norvegicus*) in Greece. **Zoonoses Saúde Pública**, v.5, n.7-8, p.23-25, 2009.
- PARHIZKARI, M.; MOTAZEDIAN, M.H.; ASGARI, Q.; MEHRABANI, D. The PCR-based detection of *Leishmania major* in *Mus musculus* and other rodents caught in Southern Iran: A guide to sample selection. **Annals of tropical medicine & Parasitology**, v.105, n.4, p.319-323, 2011.
- PAŞA, S.; TETİK VARDARLI, A.; EROL, N.; KARAKUŞ, M.; TÖZ, S.; ATASOY, A.; BALCIOĞLU, I. C.; EMEK TUNA, G.; ERMIŞ, Ö. V.; ERTABAKLAR, H.; ÖZBEL, Y. Detection of *Leishmania major* and *Leishmania tropica* in domestic cats in the Ege Region of Turkey. **Veterinary Parasitology**, v.212, n.3-4, p.389-392, 2015.
- PENA, G.P.M.; ANDRADE FILHO, J. S.; ASSIS, S.C. *Angiostrongylus costaricensis*: first record of its occurrence in the State of Espírito Santo, Brazil, and a review of its geographic distribution. **Revista do Instituto de Medicina Tropical de São Paulo**, v.37, n.4, p.369-374, 1995.
- PENG, P. Y.; GUO, X. G.; SONG, W. Y.; HOU, P.; ZOU, Y. J.; FAN, R.; HE, X. S. Analysis of ectoparasites (chigger mites, gamasid mites, fleas and sucking lice) of the Yunnan red-backed vole (*Eothenomys miletus*) sampled throughout its range in southwest China. **Medical and Veterinary Entomology**, 2015. Disponível em: <<http://www.ncbi.nlm.nih.gov/pubmed/26345365>>. Acesso em: 19 out. 2015.
- PETERSON, N. E.; VEXEMAT, J. A.; ROSA, A. C. O. C.; LAGO, P. R. L. Isolation of *Leishmania (Viannia) braziliensis* from the rodent *Nectomys squamipes* captured in Bahia, Brazil. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v.83, p.28, 1988.
- PETROVIC, Z.; BORDINOSK, A.; SAVIN, Z. Les resultats de recherches sur le réservoir de *Leishmania donovani* dans une région endémique du Kala-azar. **Proc European Multicoll Parasite Trogir**, v.2, p.97-98, 1975.

PIMENTEL D. S.; RAMOS, R. A.; SANTANA, M. A.; MAIA, C. S.; CARVALHO, G. A.; SILVA, H. P.; ALVES, L. C. Prevalence of zoonotic visceral leishmaniasis in dogs in an endemic area of Brazil. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, v.48, n.4, p.491-493, 2015.

POURHOHAMMADI, B.; MOTAZEDIAN, M. H.; KALANTARI, M. Rodent infection with *Leishmania* in a new focus of human cutaneous leishmaniasis, in northern Iran. **Annals of Tropical Medicine & Parasitology**, v.102, n.2, p.127-133, 2008.

POZIO, E.; MAROLI, M.; GRADONI, L.; GRAMICCIA, M. Laboratory transmission of *Leishmania infantum* to *Rattus rattus* by the bite of experimentally infected *Phlebotomus perniciosus*. **Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene**, v.79, p.524-526, 1985.

POZZIO, E.; GRADONI, L.; BETTINI, S.; GRAMICCIA, M. Leishmaniasis in Tuscany (Italy). V. Further isolation of *Leishmania* from *Rattus rattus* in the Province of Grosseto. **Annals of Tropical Medicine and Parasitology**, v.75, p.393 -395, 1981.

PSAROULAKI, A.; ANTONIOU, M.; TOUMAZOS, P.; MAZERIS, A.; IOANNOU, I.; CHOCHLAKIS, D.; CHRISTOPHI, N.; LOUKAIDES, P.; PATSIAS, A.; MOSCHANDREA, I.; TSELENTIS, Y. **Rats as indicators of presence and dispersal of six zoonotic microbial agents in Cyprus, an island ecosystem: a seroepidemiological study.** Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene, v.104, p.733–739, 2010.

PSAROULAKI, A.; ANTONIOU, M.; TOUMAZOS, P.; MAZERIS, A.; LOANNOU, I.; CHOCHLAKIS, D.; CHRISTOPHI, N.; LOUKAIDES, P.; PATSIAS, A.; MOSCHANDREA, I.; TSELENTIS, Y. Rats as indicators of the presence and dispersal of six zoonotic microbial agents in *Cyprus*, an island ecosystem: a seroepidemiological study. **Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene**, v.104, n.11, p.733-739, 2010.

QUARESMA, P. F.; RÊGO, F. D.; BOTELHO, H. A.; SILVA, S. R.; MOURA JÚNIOR, A. J.; TEIXEIRA NETO, R. G.; MADEIRA, F. M.; CARVALHO, M. B.; PAGLIA, A. P.; MELO, M. N.; GONTIJO, C. M. Wild, synanthropic and domestic hosts of *Leishmania* in an endemic area of cutaneous leishmaniasis in Minas Gerais State, Brazil. **Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene**, v.105, n.10, p.579-585, 2011.

QUINNELL, R. J.; COURTENAY, O. Transmission, reservoir hosts and control of zoonotic visceral leishmaniasis. **Parasitology**, v.136, p.1915–1934, 2009.

- RADOMYOS, P.; TUNGTRONGCHITR, A.; PRAEWANICH, R.; KHEWWATCHAN, P.; KANTANGKUL, T.; JUNLANANTO, P.; AYUDHYA, S. I. Occurrence of the infective stage of *Angiostrongylus cantonensis* in the yellow tree monitor (*Varanus bengalensis*) in five provinces of Thailand. **Southeast Asian Journal of Tropical Medicine and Public Health**, v.25, p.498–500, 1994.
- RAMOS, C. S.; FRANCO, F. A.; SMITH, D. F.; ULIANA, S. R. Characterisation of a new *Leishmania* METAgene and genomic analysis of the METAcuster. **FEMS microbiology letters**, v.238, n.1, p.213–219, 2004.
- RAMOS, R. A. N.; PIMENTEL, D. S.; LIRA, N. M. S.; SANTANA, M. A.; FAUSTINO, M. A. G.; ALVES, L. C. Avaliação da biópsia de medula óssea esternal e íliaca no diagnóstico da leishmaniose visceral canina. **Ciência Animal**, v.22, n.2, p.13-16, 2012.
- RAMOS, R. A.; RAMOS, C. A.; SANTOS, E. M.; ARAÚJO, F. R.; CARVALHO, G. A.; FAUSTINO, M. A.; ALVES, L. C. Quantification of *Leishmania infantum* DNA in the bone marrow, lymph node and spleen of dogs. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v.22, n.3, p.346-350, 2013.
- RAYMOND, R. W.; MCHUGH, C. P.; WITT, L. R.; KERR, S. F. Temporal and spatial distribution of *Leishmania mexicana* infections in a population of *Neotoma micropus*. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v.98, n.2, p.171-180, 2003.
- REGINATTO, A. R.; FARRET, M. H.; FANFA, V. R.; SILVA, A. S.; . MONTEIRO, S. G. Infecção por *Giardia* spp. e *Cystoisospora* spp. em capivara e cutia no sul do Brasil. **Revista Portuguesa de Ciências Veterinárias**, v.103, n.565-566, p.96-99, 2008.
- REITHINGER, R.; DUJARDIN, J. C.; LOUZIR, H.; PIRMEZ, C.; ALEXANDER, B.; BROOKER, S. Cutaneous leishmaniasis. **Lancet Infectious Diseases**, v.7, n.9, p.581–596, 2007.
- REY, L. C.; MARTINS, C. V.; RIBEIRO, H. B.; LIMA, A A. M. American visceral leishmaniasis (kala-azar) in hospitalized children from an endemic area. **Jornal de Pediatria**, v.81, n.1, p.73-78. 2005.
- RHAJAOU, M.; NASEREDDIN, A.; FELLAH, H.; AZMI, K.; AMARIR, F.; AL-JAWABREH, A.; EREQAT, S.; PLANER, J.; ABDEEN, Z. New Clinic - epidemiologic profile of cutaneous leishmaniasis, Morocco. **Emerging Infectious Diseases Journal**, v.13, n.9, p.1358–1360, 2007.

RICHINI-PEREIRA, V. B.; MARSON, P. M.; HAYASAKA, E. Y.; VICTORIA, C.; SILVA, R. C.; LANGONI, H. Molecular detection of *Leishmania* spp. in road-killed wild mammals in the Central Western area of the State of São Paulo, Brazil. **The Journal of Venomous Animals and Toxins Including Tropical Diseases**. v.20, p.27, 2014.

RINGOLIN, A. L. **Aspectos parasitológicos de *Cavia intermedia* (Rodentia: Caviidae) no Arquipélago de Moleques do Sul, em Santa Catarina, Brasil**. 43f. Florianópolis, SC. Monografia (Ciências Biológicas), Universidade Federal de Santa Catarina, Florianópolis, 2010.

ROBERTS, L. S.; JANOBY-JR, J. **Kinetoplastida: Trypanosomes**. In: Foundations of Parasitology. 5 ed. Wm C Brown, 1996.

ROBLE, G. S.; GILLESPIE, V.; LIPMAN, N. S. Infectious disease survey of *Mus musculus* from pet stores in New York City. **Journal of the American Association for Laboratory Animal Science**, v.51, n.1, p.37-41, 2012.

ROCHA, N. M.; MELO, M. N.; BABÁ, E. H.; DIAS, M.; MICHALICK, M. S.; COSTA, C. A.; WILLIAMS, P.; MAYRINK, W. *Leishmania braziliensis braziliensis* isolated from *Akodon arviculoides* captured in Caratinga, Minas Gerais, Brazil. **Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene**, v.82, n.1, p.68, 1988.

ROITT, I.; BROSTOFF, J.; MALE, D. **Imunidade aos Protozoários e Vermes**. São Paulo: Manole, 1999. 423p.

ROLÃO, N. **O parasitismo e a resposta imunitária local em murganhos BALB/c infectados por *Leishmania infantum***. 12f. Lisboa. Tese (Doutorado), Universidade Nova de Lisboa, Instituto de Higiene e Medicina Tropical, Lisboa, 2004.

ROQUE, A. L.; CUPOLILLO, E.; MARCHEVSKY, R. S.; JANSEN, A. M. *Thrichomys laurentius* (Rodentia; Echimyidae) as a putative reservoir of *Leishmania infantum* and *L. braziliensis*: patterns of experimental infection. **PLOS Neglected Tropical Diseases**, v.4, n.2, p.589, 2010.

ROQUE, A. L.; JANSEN, A. M. Wild and synanthropic reservoirs of *Leishmania* species in the Americas. **International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife**, v.3, n.3, p.251-256, 2014.

ROTUREAU, B. Ecology of the *Leishmania* species in the Guianan ecoregion complex. **American Journal of Tropical Medicine and Hygiene**, v.74, p.81-96, 2006.

- SALAS, V.; HERRERA, E. A. Intestinal helminths of capybaras, *Hydrochoerus hydrochaeris*, from Venezuela. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v.99, n.6, p.563-566, 2004.
- SANTOS, F. G. A.; ZAMORA, L. M.; FONSECA, F. C. E.; RIBEIRO, V. M. F. Controle de parasitas intestinais de capivaras (*Hydrochaeris hydrachaeis*) criadas em sistema semi-extensivo, no município de Senador Guimard Santos, Acre. **Acta Veterinaria Brasilica**, v.5, n.4, p.393-398, 2011.
- SANTOS, J. P.; ALVES, L. C.; RAMOS, R. A.; PIMENTEL, D. S.; CARVALHO, G. A.; MONTEIRO, M. F.; FAUSTINO, M. A. Histological changes and immunolabeling of *Leishmania infantum* in kidneys and urinary bladder of dogs. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v.22, n.3, p.420-423, 2013.
- SCHETS, F. M.; ENGELS, G. B.; EVERS, E. G. *Cryptoisporidium* and *Giardia* in swimming pools in the Netherlands. **Journal of Water and Health**, v.2, n.3, p.191-200, 2004.
- SELVAPANDIYAN, A.; AHUJA, K.; PURI, N.; KRISHNAN, A. Implications of co-infection of *Leptomonas* in visceral leishmaniasis in India. **Parasitology**, v.23, p.1-6, 2015.
- SESSA, P. A.; FALQUETO, A. VAREJÃO, J. B. M. Attempted control of mucocutaneous leishmaniasis through treatment of diseased dogs. **Caderno de Saúde Pública**, v.10, n.4, p.457-463, 1994.
- SHARMA, D.; JOSHI, S.; VATSYA, S.; YADAV, C. L. Prevalence of gastrointestinal helminth infections in rodents of Tarai region of Uttarakhand. **Journal of Parasitic Diseases**, v.37, n.2, p.181-184, 2013.
- SHARMA, R.; DEY, A. K.; MITTAL, K.; KUMAR, P.; HIRA, P. *Capillaria hepatica* infection: a rare differential for peripheral eosinophilia and an imaging dilemma for abdominal lymphadenopathy. **Annales de Parasitologie**, v.61, n.1, p.61-64, 2015.
- SHAW, J. J. Taxonomy of the genus *Leishmania*: present and future trends and their implications. **Memorias do Instituto Oswaldo Cruz**, v.89, p.471-478, 1994.
- SHERLOCK, I. A.; MIRANDA, J. C.; SADIGURSKY M.; GRIMALDI, G. Observações sobre calazar em Jacobina, Bahia. VI – Investigações sobre reservatóriossilvestres e comensais. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, v.21, p.23-27,1988.
- SILVA, D. A.; MADEIRA, M. F, BARBOSA FILHO, C. J.; SCHUBACH, E. Y.; BARROS, J. H.; FIGUEIREDO, F. B. *Leishmania (Leishmania) hertigi* in a porcupine (*Coendou* sp.)

- found in Brasília, Federal District, Brazil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v.22, n.2, p.297-299, 2013.
- SILVA, L. F.; REIS JÚNIOR, J. L.; BARBOSA, C. H. G.; GARDINER, C. H.; SANT'ANA, F. J. F. Anatomic pathology aspects of the parasitism by *Cruorifilaria tubero-caudain* capybaras (*Hydrochoerus hydrochaeris*) in Midwestern Brazil. **Pesquisa Veterinária Brasileira**, v.35, n.2, p.165-168, 2015.
- SILVA, M. K.; SILVA, A. S.; OLIVEIRA, C. B.; SOARES, J. F.; MONTEI, S. G. Ocorrência de *Eimeria ichiloensis* em capivaras (*Hydrochaeris hydrochaeris*) de criatório. **Arquivos de Ciências Veterinárias e Zoologia da UNIPAR**, v.10, n.2, p.129-131, 2007.
- SILVA, M. N. F.; ARTEAGA, M. C.; BANTEL, C. G.; ROSSONI, D. M.; LEITE, R. N.; PINHEIRO, P. S.; RÖHE, F.; ELER, E. **Mamíferos de pequeno porte (Mammalia: Rodentia & Didelphimorphia)**. INPA: Manaus, 2007. 244p.
- SILVA, R. C.; RAMOS, R. A.; PIMENTEL, D. S.; OLIVEIRA, G. M.; CARVALHO, G. A.; SANTANA, M. A.; FAUSTINO, M. A.; ALVES, L. C. Detection of antibodies against *Leishmania infantum* in cats (*Felis catus*) from the State of Pernambuco, Brazil. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, v.47, n.1, p.108-109, 2014.
- SILVEIRA, F. T.; ISHIKAWA, E. A. Y.; SOUZA, A. A. A.; LAINSON, R. An outbreak of cutaneous leishmaniasis among soldiers in Belém, Pará State, Brazil, caused by *Leishmania (Viannia) lindenbergi* n. sp. A new leishmanial parasite of man in the Amazon Region. **Parasite**, v.9, p.43-50, 2002.
- SILVEIRA, F. T.; LAINSON, R.; SHAW, J. J.; BRAGA, R. R.; ISHIKAWA, E. E.; SOUZA, A. A. Cutaneous leishmaniasis in Amazonia: isolation of *Leishmania (Viannia) lainsoni* from the rodent *Agouti paca* (Rodentia: Dasyproctidae), in the state of Pará, Brazil. **Revista do Instituto de Medicina Tropical de São Paulo**, v.33, n.1, p.18-22, 1991.
- SMITH, H. V.; CACCIÒ, S. M.; COOK, N.; NICHOLS, R. A. B.; TAIT, A. *Cryptosporidium* and *Giardia* as foodborne zoonoses. **Veterinary Parasitology**, v.149, p. 29–40, 2007.
- SREEDEVI, C.; RAVI KUMAR, P.; JYOTHISREE, C. H. Dwarf tapeworm (*Hymenolepis nana*): Characteristics in the Northern Territory 2002-2013. **Journal of Parasitic Diseases**, v.39, n.2, p.321-323, 2015.
- STANLEY, S. L. J. Amoebiasis. **Lancet**, v.361, p.1025-1034, 2003.

- SVOBODOVÁ, M.; VOTÚPKA, J.; NICOLAS, L.; VOLF, P. *Leishmania tropica* in the black rat (*Rattus rattus*): persistence and transmission from asymptomatic host to sand fly vector *Phlebotomus sergenti*. **Microbes and Infection**, v.5, p.361–364, 2003.
- TELLERIA, J.; BOSSENO, M. F.; TARIFA, T.; BUITRAGO, R.; MARTINEZ, E.; TORREZ, M.; LE PONT, F.; BRENIÈRE, S.F. Putative reservoirs of *Leishmania amazonensis* in a sub-andean focus of Bolivia identified by kDNA-polymerase chain reaction. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v.94, n.1, p.5-6,1999.
- 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. **Biological Invasions**, v.9, p.693–702, 2007.
- THOMAZ-SOCCOL, V.; LANOTTE, G.; RIOUX, J. A.; PRATLONG, F.; MARTINI-DUMAS, A.; SERRES, E. Phylogenetic Taxonomy of New World *Leishmania*. **Annales de Parasitologie Humaine et Comparée**, v.68, p.104-106, 1993.
- TRAVI, B. L.; FERRO, C.; CADENA, H.; MONTOYA-LERMA, J.; ADLER, G. H. Canine visceral leishmaniasis: dog infectivity to sand flies from non-endemic areas. **Research in Veterinary Science**, v.72, n.1, p.83-86, 2002.
- TRAVI, B. L.; OSORIO, Y.; BECERRA, M. T.; ADLER, G. H. Dynamics of *Leishmania (Leishmania) chagasi* infection in small mammals of the undisturbed and degraded tropical dry forests of Northern Colombia. **Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene**, v.92, p.275-278, 1998.
- TRUPPEL, J. H. **Avaliação do parasitismo em capivaras (*Hydrochaeris hydrochaeris*) e sua atuação como hospedeiro intermediário de *Neospora caninum* e *Toxoplasma gondii***. 119f, Curitiba, PR. Dissertação (Mestrado), Universidade Federal do Paraná, Curitiba, 2009.
- TRUPPEL, J. H.; OTOMURA, F.; TEODORO, U.; MASSAFERA, R.; COSTA-RIBEIRO, M. C.; CATARINO, C. M.; DALAGRANA, L.; COSTA FERREIRA, M. E.; THOMAZ-SOCCOL, V. Can equids be a reservoir of *Leishmania braziliensis* in endemic areas?. **PLoS One**, v.10, n.1, p.1-6, 2014.
- TSAI, H. C.; LAI, P. H.; SY, C. L.; LEE, S. S.; YEN, C. M.; WANN, S. R.; CHEN, Y. S. Encephalitis caused by *Angiostrongylus cantonensis* after eating raw frogs mixed with wine as a health supplement. **Internal Medicine Journal**, v.50, p.771–774, 2011.
- VAKIL, N. H.; FUJINAMI, N.; SHAH, P. J. Pharmacotherapy for leishmaniasis in the United States: focus on miltefosine. **Pharmacotherapy**, v.35, n.5, p.536-545, 2015.

VALADARES, S.; GENNARI, S. M.; YAI, L. E. O.; ROSYPAL, A. C.; LINDSAY, D. S. Prevalence of Antibodies to *Trypanosoma cruzi*, *Leishmania infantum*, *Encephalitozoon cuniculi*, *Sarcocystis neurona*, and *Neospora caninum* in Capybara, *Hydrochoerus hydrochaeris*, from São Paulo State, Brazil. **Journal of Parasitology**, v.96, n.3, p.521-524, 2010.

VALDIVIA, H. O.; REIS-CUNHA, J. L.; RODRIGUES-LUIZ, G. F.; BAPTISTA, R. P.; BALDEVIANO, G. C.; GERBASI, R. V.; DOBSON, D. E.; PRATLONG, F.; BASTIEN, P.; LESCOANO, A. G.; BEVERLEY, S. M.; BARTHOLOMEU, D. C. Comparative genomic analysis of *Leishmania (Viannia) peruviana* and *Leishmania (Viannia) braziliensis*. **BMC Genomics**, v.16, p.715, 2015.

VAN WYNSBERGHE, N. R.; CANTO-LARA, S. B.; DAMIÁN-CENTENO, A. G.; ITZÁ-ORTIZ, M. F.; ANDRADE-NARVÁEZ, F. J. Retention of *Leishmania (Leishmania) mexicana* in naturally infected rodents from the state of Campeche, Mexico. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v.95, p.595-600, 2000.

VASCONCELOS, I. A. B.; VASCONCELOS, A. W.; FE FILHO, N. M.; QUEURIOZ, R. G.; SANTANA, E. W.; BOZZA, S. M.; SALLENAVE, S. M.; VALIM, C.; DAVID, R.; LOPES, U. G. The identity of *Leishmania* isolated from sand flies and vertebrate hosts in a major focus of cutaneous leishmaniasis in Baturité, Northeastern Brazil. **The American Journal of Tropical Medicine and Hygiene**, v.50, n.2, p.158-164, 1994.

VITTA, A.; POLSEELA, R.; NATEEWORANART, S.; TATTIYAPONG, M. Survey of *Angiostrongylus cantonensis* in rats and giant African land snails in Phitsanulok province, Thailand. **Asian Pacific Journal of Tropical Medicine**, v.4, p.597-599, 2011.

WILSON, D. E.; REEDER, D. M. **Mammal Species of the World. A Taxonomic and Geographic Reference**. Johns Hopkins University Press, 2005. 142p.

WORLD HEALTH ORGANIZATION. Tropical Diseases Research (TDR). **Strategic Direction for Research: Leishmaniasis. Special Programme for Research and Training in Tropical Diseases**. February 2002. Disponível em: <<http://www.who.int/tdr/diseases/leish/files/direction.pdf>>. Acesso em: 21 out. 2015.

YAGHOobi-ERSHADI, M. R.; MARVI-MOGHADAM, N.; JAFARI, R.; AKHAVAN, A. A.; SOLIMANI, H.; ZAHRAI-RAMAZANI, A. R.; ARANDIAN, M. H.; DEGHAN-DEHNAVI, A. R. Some Epidemiological Aspects of Cutaneous Leishmaniasis in a New Focus, Central Iran. **Dermatology Research and Practice**, v.15, p.1-5, 2015.

YOUNG, C. W.; SMYLY, H. J.; BROWN, C. Experimental kala-azar in a hamster. **Proceedings of the Society for Experimental Biology and Medicine**, n.21, p.357, 1924.

ZELEDON, R.; MCPHERSON, B.; PONCE, C. Isolation of *Leishmania braziliensis* from a wild rodent in Costa Rica. **American Journal of Tropical Medicine and Hygiene**, v.26, n.5, p.1044-1045, 1977.

ZHAO, F.; MA, J. Y.; CAI, H. X.; SU, J. P.; HOU, Z. B.; ZHANG, T. Z.; LIN, G. H. Molecular identification of *Taenia mustelae* cysts in subterranean rodent plateau zokors (*Eospalax baileyi*). **Dongwuxue Yanjiu**, v.35, n.4, p.313-318, 2014.

ZULUETA, A. M.; VILLARROEL, E.; RODRIGUEZ, N.; FELICIANGELI, M. D.; MAZZARI, M.; REYES, O.; RODRIGUEZ, V.; CENTENO, M.; BARRIOS, R. M.; ULRICH, M. Epidemiologic aspects of American visceral leishmaniasis in an endemic focus in Eastern Venezuela. **American Journal of Tropical Medicine and Hygiene**, v.61, p. 945-950, 1999.

4. OBJETIVOS

4.1 Geral

Pesquisar *Leishmania (Leishmania) infantum*, *Leishmania (Viannia) braziliensis* e parasitos gastrointestinais em roedores silvestres e sinantrópicos.

4.2 Específicos

- Avaliar clinicamente roedores silvestres e sinantrópicos do estado de Pernambuco;
- Realizar o diagnóstico parasitológico de *Leishmania* spp. em roedores silvestres e sinantrópicos do estado de Pernambuco;
- Pesquisar a presença de kDNA de *L. (L.) infantum* e *L. (V.) braziliensis* em roedores silvestres e sinantrópicos do estado de Pernambuco;
- Correlacionar os resultados obtidos por meio do diagnóstico parasitológico e molecular nos roedores estudados;
- Detectar parasitos gastrointestinais em roedores silvestres e sinantrópicos por meio da técnica de FLOTAC.

CAPÍTULO I

**PESQUISA DE *Leishmania (Leishmania) infantum* NICOLLE, 1908, E
Leishmania (Viannia) braziliensis VIANNA, 1911, EM ROEDORES
SILVESTRES E SINANTRÓPICOS**

Pesquisa de *Leishmania (Leishmania) infantum* Nicolle, 1908, e *Leishmania (Viannia) braziliensis* Vianna, 1911, em roedores silvestres e sinantrópicos

Victor Fernando Santana Lima¹; Rafael Antonio do Nascimento Ramos¹; Ingrid Carla do Nascimento Ramos¹; Edson Moura da Silva¹; Neurisvan Ramos Guerra¹; Hévila Mara Moreira Sandes Guerra¹; Leucio Câmara Alves¹

¹*Universidade Federal Rural de Pernambuco*

RESUMO

As leishmanioses são doenças de notificação compulsória, caracterizadas por manifestações clínicas graves, sendo causadas por protozoários intracelulares obrigatórios, pertencentes ao gênero *Leishmania*, onde as espécies *Leishmania (Leishmania) infantum* e *Leishmania (Viannia) braziliensis* são responsáveis pela maioria dos casos de Leishmaniose Tegumentar (LT) e Leishmaniose Visceral (LV) no Brasil, sendo estes transmitidos para seus hospedeiros através da picada dos insetos vetores flebotomíneos. Muitos estudos indicam a necessidade de investigações sobre o papel exato de novas espécies de animais na epidemiologia da LV e LT, particularmente dos roedores, onde a presença destes animais aumenta as chances de humanos e outros animais se infectarem por LV e/ou LT. Tendo em vista a escassez de informações sobre a importância de roedores na epidemiologia das leishmanioses, o objetivo desse estudo foi pesquisar *Leishmania (Leishmania) infantum* e *Leishmania (Viannia) braziliensis* em roedores silvestres e sinantrópicos do estado de Pernambuco, Brasil. Foi realizado o diagnóstico parasitológico por meio da citologia esfoliativa da pele de animais com lesões cutâneas, e PCR de sangue e de fragmentos do baço, fígado e pele de 52 roedores silvestres e sinantrópicos capturados no estado de Pernambuco. Para a PCR foram utilizados iniciadores específicos para os complexos *Leishmania (Leishmania) infantum* (MC1 e MC2) e *Leishmania (Viannia) braziliensis* (B1 e B2). Apesar da presença de lesões dermatológicas em 25% dos roedores, nas amostras analisadas não foi detectada *Leishmania*, sugerindo que os roedores aqui estudados não participavam do ciclo de transmissão da LT e/ou LV nas áreas estudadas.

Palavras-chave: Leishmanioses, Murídeos, Brasil, Zoonoses.

Search of *Leishmania (Leishmania) infantum* Nicolle, 1908, and *Leishmania (Viannia) braziliensis* Vianna, 1911, in wild and synanthropic rodents

Victor Fernando Santana Lima¹; Rafael Antonio do Nascimento Ramos¹; Ingrid Carla do Nascimento Ramos¹; Edson Moura da Silva¹; Neurisvan Ramos Guerra¹; Hévila Mara Moreira Sandes Guerra¹; Leucio Câmara Alves¹

¹*Rural Federal University of Pernambuco*

ABSTRACT

Leishmaniasis are notifiable diseases, characterized by severe clinical manifestations and is caused by obligate intracellular protozoa belonging to the genus *Leishmania*, where the species *Leishmania (Leishmania) infantum* and *Leishmania (Viannia) braziliensis* are responsible for most cases of Cutaneous Leishmaniasis (CL) and Visceral Leishmaniasis (VL) in Brazil, which are transmitted to their hosts through the bite of the sand fly insect vectors. Many studies indicate the need for investigations into the exact role of new species of animals in the epidemiology of VL and CL, particularly rodents, where the presence of these animals increases the chances of humans and other animals become infected by VL and/or CL. In view of information about the importance of rodents in the epidemiology of leishmaniasis, this study aimed to search of *Leishmania (Leishmania) infantum* and *Leishmania (Viannia) braziliensis* in wild and synanthropic rodents in the state of Pernambuco, Brazil. It was accomplished parasitological diagnosis by cytology skin of animals with skin lesions and blood PCR and fragments of spleen, liver and skin of 52 wild and synanthropic rodents captured in the state of Pernambuco. For PCR, it was used specific primers for the complex *Leishmania (Leishmania) infantum* (MC1 e MC2) and *Leishmania (Viannia) braziliensis* (B1 e B2). Although the presence of skin lesions in 25% of the rodents in the samples analyzed were not detected *Leishmania*, suggesting that the rodents studied here did not participate in the transmission cycle of CL and/or VL in the studied areas.

Keywords: Leishmaniasis, Murines, Brazil, Zoonoses.

1. INTRODUÇÃO

As leishmanioses são antroponozoonoses de grande importância para a saúde pública, devido ao aumento no número de novos casos de humanos e animais infectados por protozoários do gênero *Leishmania* (DESJEUX, 2004; WHO, 2010). No Brasil são descritas cerca de sete espécies de *Leishmania* pertencentes aos subgêneros *Viannia* e *Leishmania*, onde as espécies *Leishmania (Viannia) braziliensis* e *Leishmania (Leishmania) infantum* são responsáveis pela maioria dos casos de Leishmaniose Tegumentar (LT) e Leishmaniose Visceral (LV) respectivamente, sendo estes protozoários transmitidos para seus hospedeiros através da picada dos insetos vetores flebotomíneos (GRIMALDI-JÚNIOR; TESH, 1993; VALDIVIA et al., 2015).

Sabe-se que o parasito *Leishmania* sp. já foi detectado parasitando aproximadamente 80 espécies de mamíferos domésticos e de vida livre, pertencentes a família Bovidae, Canidae, Cricetidae, Cunicuidae, Felidae, Equidae, Leporidae, Muridae, Mustelidae e Procyonidae (QUINNEL; COURTENAY, 2009). Enquanto o cão doméstico, por sua vez, ainda é considerado o principal reservatório da LV em áreas urbanas do Brasil (GONTIJO; MELO, 2004; BRASIL, 2007).

Muitos estudos indicam a necessidade de investigações sobre o papel exato de novas espécies de animais na epidemiologia da LV e LT, para isso métodos de diagnósticos parasitológicos, sorológicos e moleculares têm sido utilizado na detecção de animais infectados (SHERDING, 2006; BRASIL, 2007). A partir desses achados medidas efetivas para o controle dos vetores e dos reservatórios são necessárias para diminuir a expansão e o surgimento de novos casos das leishmanioses (COLOMBO et al., 2015; OVALLE-BRACHO et al., 2015).

Nos últimos anos, têm sido proposto que a presença de roedores próximo a locais de convívio do homem e outros animais, aumentam as chances destes se infectarem com *Leishmania* spp. (DIAS et al., 2003). Considerando que o sinantrópismo dos roedores pode atuar na manutenção do ciclo silvestre e urbano das leishmanioses, e o constante aumento de casos de LT e LV, o objetivo desse estudo foi pesquisar *Leishmania (Leishmania) infantum* e *Leishmania (Viannia) braziliensis* em roedores silvestres e sinantrópicos do estado de Pernambuco, Brasil.

2. MATERIAL E MÉTODOS

2.1 Aspectos éticos

O presente trabalho foi aprovado pelo Conselho de Ética no Uso de Animais da Universidade Federal Rural de Pernambuco (127/2015) e do Sistema de Autorização e Informação em Biodiversidade com a licença de número 50.588-1 (Anexo 1 e 2).

2.2 Áreas de estudo e animais

Foram capturados 52 roedores silvestres e sinantrópicos de diferentes espécies, idades e sexos, em áreas peridomiciliares, matas ciliares da Caatinga, Cerrado e Mata Atlântica em municípios situados no Sertão, Agreste e Região Metropolitana do Recife, estado de Pernambuco, Brasil (Figura 1). Os roedores capturados foram identificados e classificados taxonomicamente através de chaves para gêneros baseados em características externas descritas no Guia dos Roedores do Brasil (BONVICINO et al., 2008; NEVES et al., 2013).

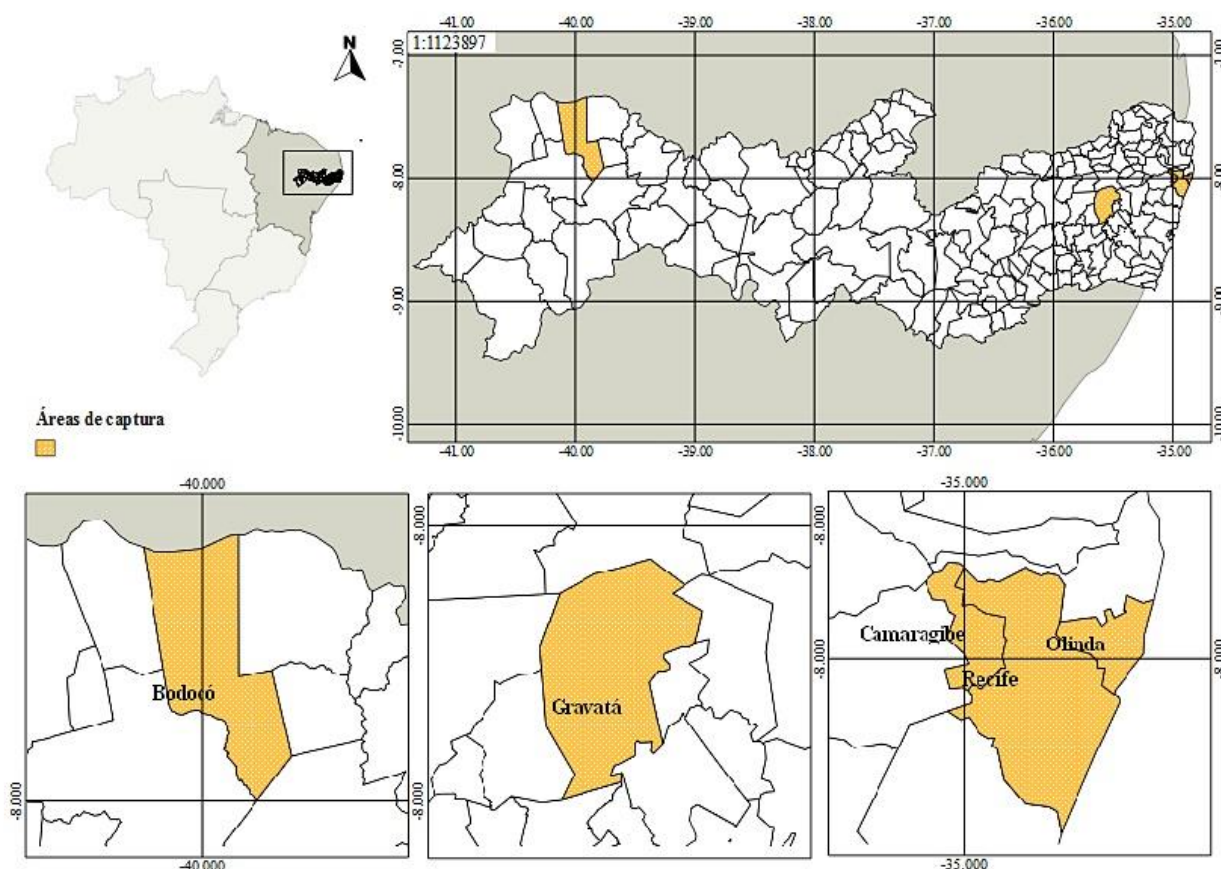


Figura 1. Áreas de captura de roedores em Pernambuco.

Para captura dos animais foram utilizadas armadilhas Tomahawk (tipo *Live Trap*) com dimensões padronizadas para animais de pequeno porte (30 x 17,5 x 15,5 cm), iscadas com

abacaxi e pasta de amendoim. As armadilhas foram dispostas ao entardecer, sendo recolhidas ao amanhecer do dia seguinte à captura, obtendo-se um esforço amostral de 50 armadilhas/noite, totalizando 250 armadilhas/noites em cinco dias de capturas. A amostragem utilizada foi por conveniência não probabilística, capturando o maior número possível de roedores.

Os roedores capturados foram inicialmente contidos fisicamente, pesados e em seguida receberam por via intraperitoneal uma associação de cetamina (22-40mg/Kg) (Cetamim® 10 mL, Syntec, Santana de Parana, São Paulo, Brasil) e xilazina (1mg/Kg) (Rompum® 10mL, Bayer HealthCare AG, Bayer Saúde Animal Brasil). Após confirmação do efeito anestésico, foi procedida à eutanásia, utilizando-se tiopental sódico (Thionembutal® 1g, Abbott Labs. do Brasil Ltda) em doses elevadas conforme recomendado pelo Conselho Federal de Medicina Veterinária (2012). Posteriormente, foi realizado exame físico, sendo preenchida uma ficha específica de identificação para cada animal (Anexo 3).

Foram realizadas as coletas de 5 mL de sangue por via intracardíaca, além da biopsia de fragmentos com cerca de 8 mm do baço e fígado. Nos roedores que apresentaram lesões dermatológicas foi realizado citologia esfoliativa e biopsia cutânea das bordas das lesões. Nos roedores assintomáticos, foi realizada biopsia cutânea de ambas as bordas auriculares, obtendo-se fragmentos médios de 8 mm. Ao fim das coletas, foi realizado o descarte adequado do material biológico, encaminhando-o para incineração. Durante todo o procedimento, foram adotados Equipamentos de Proteção Individual que proporcionaram proteção total do corpo do manipulador

2.3 Exames parasitológicos

Citologia esfoliativa

Nos roedores que apresentavam lesões cutâneas, foi realizada citologia esfoliativa da pele com auxílio de lâminas de bisturi. A partir do material obtido foram confeccionados esfregaços em lâminas de vidro com extremidade fosca lapidada as quais, após o processo de secagem em temperatura ambiente, foram coradas pelo método de coloração rápida e examinadas em microscópio óptico com objetiva de 100x.

2.5 Diagnóstico molecular

Extração de DNA

Para o diagnóstico molecular, DNA foi extraído a partir de 200µL de sangue e 30 mg para tecidos (pele, fígado e baço), utilizando o kit comercial Tissue & Blood Qiap (Qiagen)¹ conforme recomendações do fabricante. Todo o material utilizado no experimento estava esteril a fim de evitar contaminações das amostras.

Amplificação do complexo *Leishmania (Leishmania) infantum*

As reações de amplificação foram conduzidas em termociclador com ciclos de: 1 ciclo de desnaturação inicial a 94°C por 2 minutos, seguido de 30 ciclos de desnaturação a 94°C por 20 segundos, anelamento a 60 °C por 20 segundos, extensão a 72°C por 30 segundos e extensão final a 72°C por 5 minutos.

Os *primers* utilizados foram os MC1: (5' – GTT AGC CGA TGG TGG TCT TG – 3') e MC2: (5' – CAC CCA TTT TTC CGA TTT TG – 3'), descritos por Cortes et al. (2004), que permitem à amplificação de 447 pares de base do DNA. Como controle positivo e negativo foram utilizados DNA extraído da medula óssea de um cão naturalmente infectado por *L. (L.) infantum* e água ultra-pura, respectivamente.

Os produtos amplificados foram analisados por meio de eletroforese horizontal em gel de agarose 2% em um tampão TAE 1X, utilizando o corante BlueGreen®², usando marcador de peso molecular (100 bp DNA ladder - GibcoBRL-Life Technologies, MD, USA)³. Posteriormente, os géis foram visibilizados e analisados por meio de um transiluminador ultravioleta acoplado a um computador com *software* de imagens.

Amplificação do complexo *Leishmania (Viannia) braziliensis*

A reação para detecção de DNA de *L. (V.) braziliensis* foi realizada utilizando-se os *primers* B1: (5' – GGG GTT GGT GTA ATA TAG TGG – 3') e B2: (5' – CTA ATT GTG CAC GGG GAG G – 3') conforme descrito por Reithinger et al. (2000).

As reações de amplificação foram conduzidas em termociclador com ciclos de: 1 ciclo de desnaturação inicial a 95°C por 5 minutos, seguido por 35 ciclos de desnaturação a 94°C por 60 segundos, anelamento a 60,5 °C por 60 segundos, extensão a 72°C por 60 segundos e extensão final a 72°C por 10 minutos. Foi utilizado como controle positivo DNA de formas

¹ DNeasy® Blood & Tissue Kit (250) Qiagen

² Corante para ácidos nucléicos Blue Green loading dye- 600µL

³ 1 Kb Plus DNA Ladder- Invitrogen™

promastigotas de *L. (V.) braziliensis* (MHOM/1975/M2903) mantidas em meio de cultura e como controle negativo água ultra-pura.

Os produtos amplificados foram submetidos a eletroforese horizontal em gel de agarose a 2% em um tampão TAE 1X, utilizando o corante BlueGreen® e marcador de peso molecular (100 bp DNA ladder - GibcoBRL-Life Technologies, MD, USA). Após a eletroforese, os géis foram visibilizados por meio de um transiluminador ultravioleta acoplado a um computador com programa de análise de imagens.

2.6 Análise dos dados

Para a análise estatística, foram calculadas a frequência relativa e absoluta de animais parasitados, usando-se o programa computacional InStat (GraphPad Software, Inc., 2000) com nível de significância $p < 0,05$.

3. RESULTADOS

Para esse estudo foram capturados 52 roedores, sendo 8% (4/52) e 92% (48/52) espécies de roedores silvestres (*Thrichomys apereoides*) e sinantrópicos (*Mus musculus*, *Rattus norvegicus* e *Rattus rattus*), respectivamente. Destes, 33% e 67% eram fêmeas e machos adultos com diferentes pesos corporais (Tabela 1).

Lesões cutâneas foram observadas em 25% (13/52) dos roedores, dentre estes 31% e 69% foram roedores silvestres (*Thrichomys apereoides*) e sinantrópicos (*Rattus norvegicus* e *Rattus rattus*). Lesões bem definidas, com bordas elevadas e de aspecto úmido, foram observadas em 77% (10/13) dos roedores, assim como, em 33% (03/13) dos animais sintomáticos foram observadas lesões cicatriciais. As lesões de pele nos roedores estavam localizadas em diferentes áreas do corpo (Tabela 2, Figura 2), sendo observado 61,5% (08/13) dos animais com lesões exclusivamente na cauda e orelhas.

Apesar da presença de lesões dermatológicas em alguns roedores, formas amastigotas não foram visibilizadas na citologia esfoliativa da pele dos roedores.

As 208 amostras biológicas de roedores silvestres e sinantrópicos aqui estudados, não apresentaram DNA de *Leishmania (L.) infantum* e/ou *Leishmania L. (V.) braziliensis*.

Tabela 1. Caracterização dos roedores silvestres e sinantrópicos capturados em 2015 no estado de Pernambuco, segundo localidade, sexo, peso, idade estimada e comprimento do corpo.

| Variável | Espécie | | | | TOTAL |
|--|---------------------|--------------------------|----------------------|------------------------------|-----------|
| | <i>Mus musculus</i> | <i>Rattus norvegicus</i> | <i>Rattus rattus</i> | <i>Thrichomys apereoides</i> | |
| Localidade | | | | | |
| Bodocó | - | - | 03 | 02 | 05 |
| Camaragibe | 03 | 07 | - | - | 10 |
| Gravatá | - | - | - | 02 | 02 |
| Olinda | - | 12 | - | - | 12 |
| Recife | - | 20 | 03 | - | 23 |
| Sexo | | | | | |
| Fêmea | 01 | 13 | 02 | 01 | 17 |
| Macho | 02 | 26 | 04 | 03 | 35 |
| Peso (g)^x | 22,66 | 343,58 | 151,65 | 267,50 | |
| Idade estimada | | | | | |
| Jovem | - | 04 | - | - | 04 |
| Adulto | 03 | 35 | 06 | 04 | 48 |
| Idoso | - | - | - | - | - |
| Comprimento do corpo (cm)^x | 12,00 | 26,71 | 32,00 | 42,66 | |
| Total | 03 | 39 | 06 | 04 | 52 |

(-) Ausência de animal; (^x) média; (g) gramas; (cm) centímetros.

Tabela 2. Localização de lesões cutâneas em espécies de roedores capturados em Pernambuco no ano de 2015.

| Lesões cutâneas | Espécie | | | | TOTAL |
|-----------------|---------------------|--------------------------|----------------------|------------------------------|-----------|
| | <i>Mus musculus</i> | <i>Rattus norvegicus</i> | <i>Rattus rattus</i> | <i>Thrichomys apereoides</i> | |
| Cauda | - | 04 | - | - | 04 |
| Dorso | - | 03 | - | - | 03 |
| Mandíbula | - | 01 | - | - | 01 |
| Orelha | - | - | - | 04 | 04 |
| Ventre | - | - | 01 | - | 01 |
| TOTAL | - | 08 | 01 | 04 | 13 |

(-) Ausência de lesão.

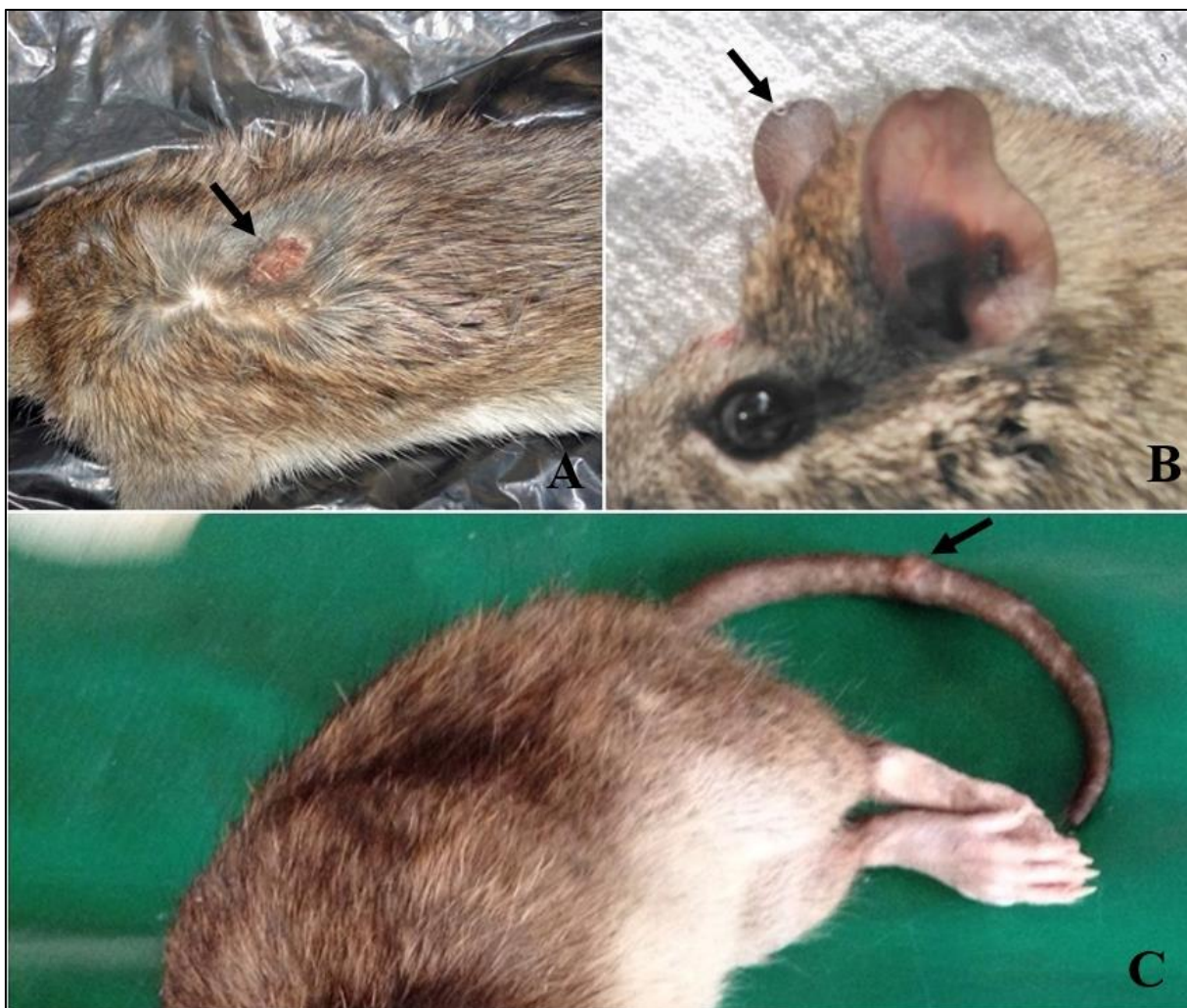


Figura 2. Roedores capturados em Pernambuco com lesões cutâneas. **A e C-** *Rattus norvegicus* com lesões ativas no dorso e cauda; **B-** *Thrichomys apereoides* com lesão cicatricial em orelha.

4. DISCUSSÃO

Neste estudo todas as amostras analisadas através de método parasitológico e molecular foram negativas para detecção de *Leishmania* spp., ainda que tenha sido observada a presença de lesões cutâneas em diferentes áreas do corpo dos roedores, semelhantes as reportadas por Lainson e Strangways-Dixon (1964) e Nery-Guimarães et al. (1966) em roedores com LT. A ausência da infecção por *Leishmania* spp., foi relatada em roedores do gênero *Galea* e *Thrichomys* (SANDES, 2014), no estado de Pernambuco, independente da endemicidade das doenças.

DNA de *L. (V.) braziliensis* e *L. (L.) infantum* já foi detectado em *Akodon arviculoides*, *Bolomys lasiurus*, *Holochilus sciureus*, *Nectomys squamipes* e *Rattus rattus* (BRANDÃO-FILHO et al., 2003; BRANDÃO-FILHO et al., 2011; LIMA et al., 2013) do estado de

Pernambuco, no qual os roedores silvestres e sinantrópicos têm sido apontados como responsáveis pela manutenção do ciclo de transmissão em ambientes silvestres e peridomésticos (DANTAS-TORRES; BRANDÃO-FILHO, 2006; ANDRADE et al., 2015).

Apesar da ausência da infecção nos animais aqui analisados, o Sistema de Informação de Agravos de Notificação (SINAN, 2009) registrou mais de 130 casos de LT e/ou LV na Microrregião de Ouricuri no período de 2002 a 2009, sendo diagnosticado só no município de Bodocó cerca de quatro casos por ano. De forma semelhante, entre os anos de 1996 a 2001 foram notificados aproximadamente 123 casos humanos de LT, com uma média de 16 casos/ano em Camaragibe (BRANDÃO-FILHO et al., 1998; ANDRADE, 2004). Já em Gravatá, município do Agreste de Pernambuco, poucos são os registros de casos de LT e/ou LV (DANTAS-TORRES; BRANDÃO-FILHO, 2006).

Em Olinda, município da Região Metropolitana do Recife, a LV já foi detectada em cães naturalmente infectados pelo protozoário *Leishmania chagasi* (BRITO et al., 2004). Já Recife, especificamente na reserva de Dois Irmãos, até o momento não existem relatos de casos autóctones de leishmaniose em humanos e animais, embora já tenham sido capturados dez espécies de flebotomíneos (*L. choti*, *L. claustreri*, *L. complexa*, *L. flaviscutellata*, *L. furcata*, *L. sallesi*, *L. shannoni*, *L. sordelli*, *L. umbratilis* e *L. walkeri*) (BALBINO et al., 2001; DANTAS-TORRES et al., 2005).

Na natureza da infecção por *Leishmania* spp., algumas espécies de roedores são mais resistentes ao parasito do que outras, neste contexto, Barbosa (2005) e Andrade et al. (2015) afirmam que roedores pertencentes ao gênero *Galea* e *Rattus* apresentam uma resistência inata a *L. (L.) infantum* e *L. (V.) braziliensis*, onde o parasito pode ser destruído, ou se houver o desenvolvimento do protozoário, o processo infeccioso é autolimitado. Além disso, fatores ambientais podem influenciar na ocorrência de casos de leishmaniose, uma vez que a exposição e distribuição de flebotomíneos sofre variação sazonal em função das condições climáticas regionais de pluviometria, temperatura, tipo de vegetação e fonte de alimento (MIRANDA et al., 1996; CAMARGO-NEVES et al., 2002; GUERRA et al., 2003; BOUSSA et al., 2005).

5. CONCLUSÃO

A ausência de parasitismo por *Leishmania* spp. nos roedores silvestres e sinantrópicos aqui estudados, sugere que estes animais não participavam do ciclo de transmissão da Leishmaniose Tegumentar e Visceral nas áreas estudadas.

6. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ANDRADE, M. S. **Epidemiologia da leishmaniose tegumentar americana em centro de treinamento militar localizado na Zona da Mata de Pernambuco, Brasil.** 100f. Recife, PE. Dissertação (Mestrado), Centro de Pesquisa Aggeu Magalhães, Fundação Oswaldo Cruz, Recife, 2004.

ANDRADE, M. S.; COURTENAY, O.; BRITO, M. E.; CARVALHO, F. G.; CARVALHO, A. W.; SOARES, F.; CARVALHO, S. M.; COSTA, P. L.; ZAMPIERI, R.; FLOETER-WINTER, L. M.; SHAW, J. J.; BRANDÃO-FILHO, S. P. Infectiousness of sylvatic and synanthropic small rodents implicates a multi-host reservoir of *Leishmania (Viannia) braziliensis*. **PLOS Neglected Tropical Diseases**, v.8, n.9, p.1-10, 2015.

BALBINO, V. Q.; MARCONDES, C. B.; ALEXANDRE, B.; LUNA, L. K. S.; LUCENA, M. M.; MENDES, A. C. S.; ANDRADE, P. P. First report of *Lutzomyia (Nyssomyia) umbratilis* Waed & Frahia, 1977 outside of Amazonian Region in Recife, State of Pernambuco, Brazil (Díptera: Psychodidae: Phebotominae). **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v.96, n.3, p.315-317, 2001.

BARBOSA, P. B. B. M. **Estudo da participação de roedores na cadeia de transmissão de *Leishmania infantum* (Protozoa: Trypanosomatidae) no Rio Grande do Norte.** 86f. Natal, RN. Dissertação (Mestrado), Universidade Federal do Rio Grande do Norte, Natal, 2005.

BONVICINO, C. R.; OLIVEIRA, J. A.; D'ANDREA, P. S. Guia dos Roedores do Brasil, com chaves para gêneros baseadas em caracteres externos. Rio de Janeiro: Centro Pan-Americano de Febre Aftosa - OPAS/OMS, 2008. 120p.

BOUSSA, S.; GUERNAOUI, S.; PESSON, B.; BOUMEZZOUGH, A. Seasonal fluctuation of phebotomine sand fly populatoins (Diptera: Phychodidae) in urban área of Marrakech, Marocco. **Acta Tropica**, v.35, p.86-91, 2005.

BRANDÃO-FILHO, S. P.; BRITO, M. E. F.; CARVALHO, F. G.; ISHIKAWA, E. A.; CUPOLILLO, E.; FLOETER-WINTER, L. M.; SHAW, J. J.. Wild and synanthropic hosts of *Leishmania (Vianna) braziliensis* in the endemic cutaneous leishmaniasis locality of Amaraji, Pernambuco State, Brazil. **Transactions of the Royal Society Tropical Medicine Hygiene**, v.97, p.291-296, 2003.

BRANDÃO-FILHO, S. P.; BRITO, M. E. F.; MARTINS, C. A. P.; SOMMER, I. B.; VALENÇA, H. F.; ALMEIDA, F. A.; GOMES, J. American cutaneous leishmaniasis in

military training unit localized in Zona da Mata of Pernambuco State, Brazil. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, v.31, n.6, 575-578, 1998.

BRANDAO-FILHO, S. P.; DONALISIO, M. R.; SILVA, F. J.; VALENÇA, H. F.; COSTA, P. L.; SHAW, J. J.; PETERSON, A. T. Spatial and temporal patterns of occurrence of *Lutzomyias* and fly species in an endemic area for cutaneous leishmaniasis in the Atlantic Forest region of northeast Brazil. **Journal Vector Ecology**, v. 36, p.71-76, 2011.

BRASIL. Ministério da Saúde. Secretaria de Vigilância em Saúde. **Manual de vigilância da Leishmaniose Tegumentar Americana**. 2.ed. Brasília, 2007. 181p.

BRITO, F. L. C.; ALVES, L. C.; ORTIZ, J. P.D.; MAIA, F. C.L.; SILVA JÚNIOR, V. A. LAUS, J. L. Uveitis associated to the infection by *Leishmania chagasi* in dog from the Olinda city, Pernambuco, Brazil. **Ciência Rural**, v.34, n.3, p.925-929, 2004.

CAMARGO-NEVES, V. L. F.; GOMES, A. C.; ANTUNES, J. L. Correlação da presença de flebotomíneo (Diptera: Psychodidae) com registros de casos de leishmaniose tegumentar americana no Estado de São Paulo, Brasil. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, v.35, p.299-304, 2002.

CFMV, Conselho Federal de Medicina Veterinária. **Guia brasileiro de boas práticas em eutanásia em animais-conceitos e procedimentos recomendados**. Brasília: CFMV, 2012. 62p.

COLOMBO, F. A.; PEREIRA-CHIOCCOLA, V. L.; MEIRA, C. S.; MOTOIE, G.; GAVA, R.; HIRAMOTO, R. M.; ALMEIDA, M. E.; SILVA, A. J.; CUTOLO, A. A.; MENZ, I. Performance of a real time PCR for leishmaniasis diagnosis using a *L. (L.) infantum* hypothetical protein as target in canine samples. **Experimental Parasitology**, v.157, p.156-162, 2015.

CORTES, S.; ROLÃO, N.; RAMADA, J.; CAMPINO, L. PCR as a rapid and sensitive tool in the diagnosis of human and canine leishmaniasis using *Leishmania donovani* s.l.-specific kinetoplastid primers. **Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene**, v.98, p.12-17, 2004.

DANTAS-TORRES, F.; BRANDÃO-FILHO, S. P. Geographical expansion of visceral leishmaniasis in the State of Pernambuco. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, v.39, n.4, p.352-356, 2006.

DANTAS-TORRES, F.; FAUSTINO, M. A. G.; LIMA, O. C. C.; ACIOLI, R. V. Epidemiologic surveillance of canine visceral leishmaniasis in the municipality of Recife,

- Pernambuco. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, v.38, n.5, p.444-445, 2005.
- DESJEUX, P. Leishmaniasis: current situation and new perspectives. **Comparative Immunology, Microbiology & Infectious Diseases**, v.27, n.5, p.305-318, 2004.
- DIAS, F. O. P.; LOROSO, E. S.; REBÊLO, J. M. M. Fonte alimentar sangüínea e a peridomiciliação de *Lutzomyia longipalpis* (Lutz & Neiva, 1912) (Psychodidae, Phlebotominae). **Caderno de Saúde Pública**, v.19, n.5, p.1373-1380, 2003.
- GONTIJO, C. M. F.; MELO, M. N. Leishmaniose Visceral no Brasil: quadro atual, desafios e perspectivas. **Revista Brasileira de Epidemiologia**, v.7, n. 3, p. 338-349, 2004.
- GRIMALDI- JÚNIOR, G.; TESH, R.B. Leishmaniasis of the New World: current concepts and in negative applications for future research. **Clinical Microbiology Reviews**, v.6, n.3, p.230-250, 1993.
- GUERRA, J.; TALHARI, S.; PAES, M.G.; GARRIDO, M.; TALHARI, J. M. Aspectos clínicos e diagnóstico de leishmaniose tegumentar americana em militares simultaneamente expostos a infecção no Amazonas. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, v.30, p.587-595, 2003.
- LAINSON, R.; STRANGWAYS-DIXON, J. The epidemiology of dermal leishmaniasis in British Honduras: Part II. Reservoir-hosts of *Leishmania mexicana* among the forest rodents. **Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene**, v.58, p.136-153, 1964.
- LIMA, B. S.; DANTAS-TORRES, F.; CARVALHO, M. R.; MARINHO-JUNIOR, J. F.; ALMEIDA, E. L.; BRITO, M. E.; GOMES, F.; BRANDÃO-FILHO, S. P. Small mammals as hosts of *Leishmania* spp. in a highly endemic area for zoonotic leishmaniasis in North-Eastern Brazil. **Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene**, v.107, n.9, p.592-597, 2013.
- MIRANDA, C.; MASSA, L.; MARQUES, C. C. A. Análises da ocorrência de leishmaniose tegumentar Americana através de imagem obtida por sensoriamento remoto orbital em localidade urbana da região Sudeste do Brasil. **Revista de Saúde Pública**, v.30, p.433-437, 1996.
- NERY-GUIMARÃES, F.; AZEVEDO, M.; DAMASCENO, R. G. Leishmaniose tegumentar (L.T). Zoonose de roedores silvestres (*Oryzomys Goeldi* Thomas) na Amazônia. **O Hospital**, v.70, p.387-395, 1966.

NEVES, S. M. P.; MANCINI FILHO, J.; MENEZES, E. W. **Manual de cuidados e procedimentos com animais de laboratório do Biotério de Produção e Experimentação da FCF-IQ/USP**. São Paulo: FCF-IQ/USP, 2013. 216p.

OVALLE-BRACHO, C.; DÍAZ-TORO, Y. R.; MUVDI-ARENAS, S. Polymerase chain reaction–miniexon: a promising diagnostic method for mucocutaneous leishmaniasis. **International Journal of Dermatology**, 2015. Disponível em:<<http://www.ncbi.nlm.nih.gov/pubmed/26452681>>. Acesso em: 20 nov. 2015.

QUINNELL, R. J.; COURTENAY, O. Transmission, reservoir hosts and control of zoonotic visceral leishmaniasis. **Parasitology**, v.136, n.14, p.1915-1934, 2009.

REITHINGER R.; LAMBSON, B. E.; BARKER, D. C.; DAVIES, C. R. Use of PCR to detect *Leishmania (Viannia)* sp. in dog blood and bone marrow. **Journal of Clinical Microbiology**, v.38, p. 748-51, 2000.

SANDES, H. M. M. **Deteção molecular de *Leishmania* spp. e *Trypanosoma cruzi* em mamíferos selvagens de vida livre**. 52f. Recife: PE. Dissertação (Mestrado), Universidade Federal Rural de Pernambuco, Recife, 2014.

SHERDING, R. G. **Toxoplasmose e outras infecções protozoárias sistêmicas**. 3ed. Manual Saunders. New York: Elsevier, 2006. 223-234p.

SINAN, Sistema de Informação de Agravos de Notificação. **Análise de Situação em Saúde da Microrregião de Ouricuri em Pernambuco**. Secretaria Estadual de Saúde, Governo do Estado de Pernambuco, 2009. 161p.

VALDIVIA, H. O.; REIS-CUNHA, J. L.; RODRIGUES-LUIZ, G. F.; BAPTISTA, R. P.; BALDEVIANO, G. C.; GERBASI, R. V.; DOBSON, D. E.; PRATLONG, F.; BASTIEN, P.; LESCANO, A. G.; BEVERLEY, S. M.; BARTHOLOMEU, D. C. Comparative genomic analysis of *Leishmania (Viannia) peruviana* and *Leishmania (Viannia) braziliensis*. **BMC Genomics**, v.16, p.715, 2015.

WHO, World Health Organization. Control of the leishmaniasis. **WHO Technical Report Series**, v.949, p.1-202, 2010.

.

CAPÍTULO II

PARASITOS GASTROINTESTINAIS DE ROEDORES SILVESTRES E SINANTRÓPICOS (MURIDAE: RODENTIA) DO ESTADO DE PERNAMBUCO: RISCOS PARA SAÚDE PÚBLICA

Parasitos gastrointestinais de roedores silvestres e sinantrópicos (Muridae: Rodentia) do Estado de Pernambuco: Riscos para saúde pública

Victor Fernando Santana Lima¹; Irma Yaneth Torres López¹; Maria Fernanda Melo Monteiro¹; Rafael Antonio do Nascimento Ramos¹; Leucio Câmara Alves¹

^{1.} *Universidade Federal Rural de Pernambuco*

RESUMO

Os roedores são mamíferos que têm se adaptado a ambientes habitados por humanos e outros animais. Este tipo de interação tem favorecido a transmissão de diversas espécies de parasitos gastrointestinais de importância em saúde pública. Neste contexto, o objetivo deste estudo foi avaliar a ocorrência de parasitos gastrointestinais de importância em saúde pública em roedores silvestres e sinantrópicos de Pernambuco. Para tanto, foram analisadas por meio da técnica de FLOTAC, 52 amostras fecais de roedores silvestres e sinantrópicos das espécies *Mus musculus* (n = 03), *Rattus norvegicus* (n = 39), *Rattus rattus* (n = 06) e *Thrichomys apereoides* (n = 04), capturados em diferentes municípios do estado de Pernambuco. Verificou-se que todas as amostras analisadas foram positivas para cistos, oocistos, ovos e/ou larvas de pelo menos um endoparasito gastrointestinal. Ovos da família heligmonellidae e de *Strongyloides* spp. e oocistos e larvas de *Angiostrongylus* spp. foram os mais frequentes nas amostras avaliadas. Os resultados demonstraram que os roedores silvestres e sinantrópicos de Pernambuco podem estar participando de forma direta ou indireta na transmissão de parasitos gastrointestinais de importância em saúde pública e a técnica de FLOTAC mostrou-se ser eficaz na detecção de enteroparasitos zoonóticos.

PALAVRAS-CHAVE: Enteroparasitos, FLOTAC; Ratos, Zoonoses.

Gastrointestinal parasites of wild and synanthropic rodents (Muridae: Rodentia) in the State of Pernambuco: Risks to public health

Victor Fernando Santana Lima¹; Irma Yaneth Torres López¹; Maria Fernanda Melo Monteiro¹; Rafael Antonio do Nascimento Ramos¹; Leucio Câmara Alves¹

¹. *Federal Rural University of Pernambuco*

ABSTRACT

Rodents are mammals that have adapted to environments inhabited by humans and other animals. This type of interaction has favored the transmission of several species of gastrointestinal parasites of public health importance. In this context, the aim of this study was to evaluate the occurrence of gastrointestinal parasites of public health importance in wild and synanthropic rodents of Pernambuco, through FLOTAC technique. Therefore, it was analyzed by FLOTAC technique, 52 fecal samples of wild and synanthropic rodents of the species *Mus musculus* (n = 03), *Rattus norvegicus* (n = 39), *Rattus rattus* (n = 06) and *Thrichomys apereoides* (n = 04), captured in different cities of Pernambuco. It was verified that all samples analyzed were positive for cysts, oocysts, eggs and/or larvae of at least one gastrointestinal endoparasite. Eggs of family heligmonellidae and *Strongyloides* spp. oocysts, and larvae of *Angiostrongylus* spp. it was the most frequent in samples evaluated here. Os results demonstrated that wild and synanthropic rodents of Pernambuco may be participating directly or indirectly in the transmission of gastrointestinal parasites of importance in public health and FLOTAC technique was shown to be effective in detection of zoonotic intestinal enteroparasites.

Keywords: Enteroparasites, FLOTAC; Rats, Zoonoses.

1. INTRODUÇÃO

Os roedores são mamíferos que vêm se adaptando as diversas mudanças ambientais que estão ocorrendo em todo o mundo (RATZOOMAN, 2006). Em função desses acontecimentos, estes animais têm sido considerados hospedeiros de diversos parasitos gastrointestinais (nematódeos, cestódeos, trematódeos e protozoários), onde desempenham um papel importante nos ciclos de espécies zoonóticas (OGUNNIYI et al., 2014).

Algumas espécies de roedores vivem em ambientes numa perfeita associação com humanos, este tipo de interação favorece a transmissão de helmintos e protozoários gastrointestinais. Quando infectados os roedores podem contaminar o ambiente, alimentos e fontes de água, representando uma ameaça para humanos e outras espécies animais (PARAMASVARAN et al., 2009).

Sabe-se que alguns roedores, quando parasitados por *Hymenolepis diminuta* e *H. nana* podem não apresentar nenhuma manifestação clínica, atuando apenas como disseminadores destes agentes. No entanto, a infecção por *Giardia* spp. e *Cystoisospora* spp. pode causar manifestações clínicas severas, as quais são caracterizadas principalmente por perda de peso, diarreia e morte súbita (COSTA; CATTO, 1994; RHEE et al., 1997; REGINATTO et al., 2008).

Por um longo tempo, o número de estudos sobre endoparasitos gastrointestinais em roedores era limitado, em função da baixa sensibilidade das técnicas parasitológicas utilizadas na detecção de ovos, oocistos, cistos e larvas de parasitos gastrointestinais nas amostras fecais (ALVES et al., 2007; SILVA et al., 2007; SANTOS et al., 2011). No entanto, duas novas técnicas conhecidas como FLOTAC e Mini-FLOTAC, têm sido propostos para o diagnóstico dos enteroparasitos, uma vez que apresentam maior sensibilidade, especificidade e precisão (CRINGOLI et al., 2010).

Embora o FLOTAC tenha sido extensivamente estudado nos últimos anos, no qual são apontadas diversas vantagens no que se refere ao diagnóstico de parasitos gastrointestinais, sua utilização em roedores é limitada apenas a quatro estudos realizados na Itália e Suíça, com roedores domésticos (DUTHALER et al., 2010; D'OIDIO et al., 2014; 2015). Devido à escassez de estudos com parasitos gastrointestinais de importância em saúde pública em roedores silvestres e sinantrópicos e ausência de informações sobre a utilização do FLOTAC para o diagnóstico de parasitos desses animais, o objetivo deste estudo foi avaliar a ocorrência destes endoparasitos gastrointestinais em roedores silvestres e sinantrópicos de Pernambuco, por meio da técnica de FLOTAC.

2. MATERIAL E MÉTODOS

2.1 Aspectos éticos

O presente trabalho foi aprovado pelo Comitê de Ética no Uso de Animais da Universidade Federal Rural de Pernambuco (número 127/2015) e do Sistema de Autorização e Informação em Biodiversidade com a licença de número 50.588-1 (Anexo 1 e 2).

2.2 Área de estudo e animais

Amostras fecais de roedores silvestres (*Thrichomys apereoides* n = 04) e sinantrópicos (*Mus musculus* n = 03, *Rattus norvegicus* n = 39, *Rattus rattus* n = 06) de diferentes idades e sexos foram utilizados neste estudo. Os animais foram capturados em áreas domiciliares, peridomiciliares, matas ciliares da Caatinga, Cerrado e Mata Atlântica, em diferentes municípios do estado de Pernambuco, Brasil (Figura 1). Todos os roedores capturados foram identificados e classificados taxonomicamente através de chaves para gêneros baseados em características externas (BONVICINO et al., 2008; NEVES et al., 2013).

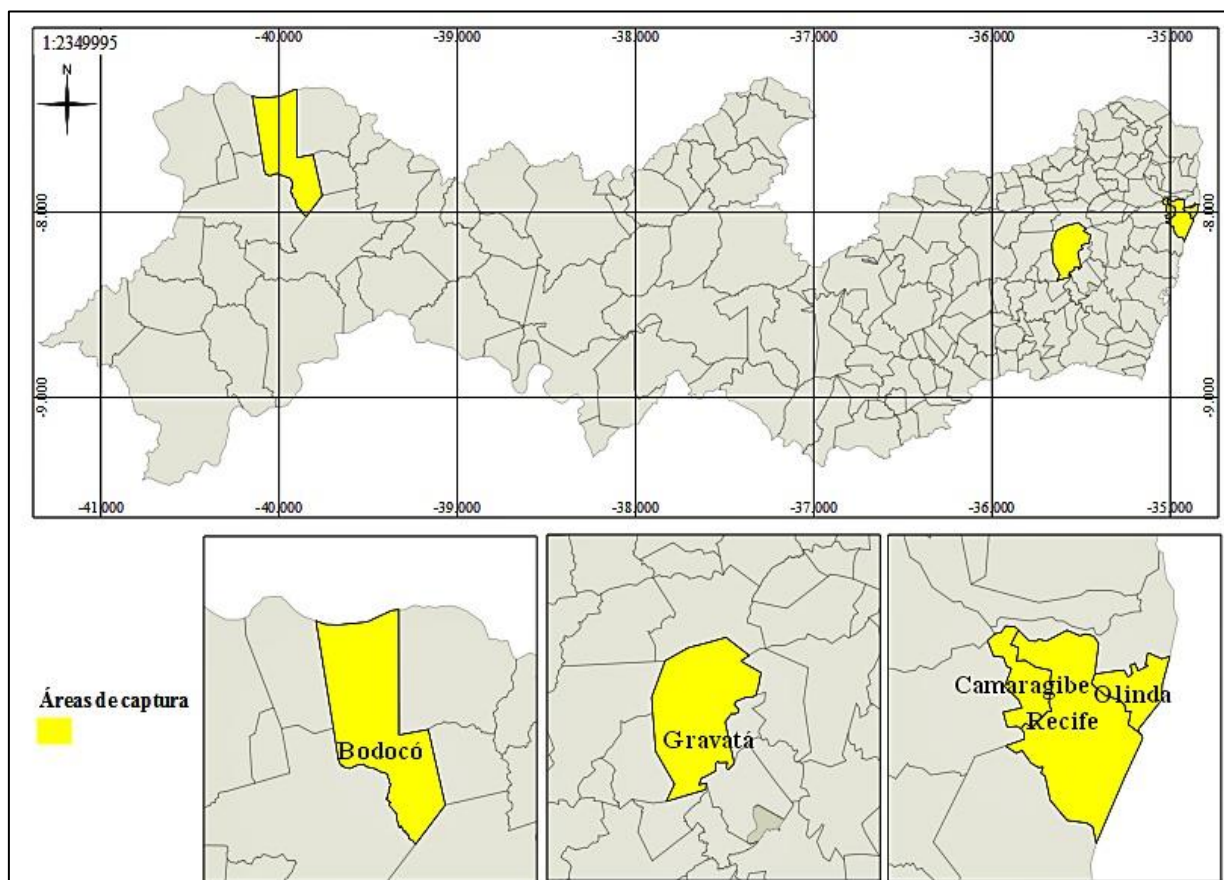


Figura 1. Áreas de captura dos roedores no estado de Pernambuco.

Para captura dos animais foram utilizadas armadilhas Tomahawk (tipo *Live Trap*) com dimensões padronizadas para animais de pequeno porte (30 x 17,5 x 15,5 cm), iscadas com abacaxi e pasta de amendoim. As armadilhas foram dispostas ao entardecer, sendo recolhidas ao amanhecer do dia seguinte à captura, obtendo-se um esforço amostral de 50 armadilhas/noite, totalizando 250 armadilhas/noites em cinco dias de coletas. A amostragem utilizada foi por conveniência não probabilística, capturando o maior número possível de roedores.

Os roedores capturados foram inicialmente contidos fisicamente, pesados e em seguida receberam por via intraperitoneal uma associação de cetamina (22-40mg/Kg) (Cetamim® 10 mL, Syntec, Santana de Paraná, São Paulo, Brasil) e xilazina (1mg/Kg) (Rompum® 10 mL, Bayer HealthCare AG, Bayer Saúde Animal Brasil). Após confirma o do efeito anestésico, foi procedida   eutanásia, utilizando-se tiopental sódico (Thionembatal® 1g, Abbott Labs. do Brasil Ltda) em doses elevadas conforme recomendado pelo Conselho Federal de Medicina Veterinária (2012). Posteriormente, foi realizado exame físico, sendo preenchida uma ficha específica de identifica o para cada animal (Anexo 3).

Foram realizadas as coletas de amostras fecais mediante necropsia e disseca o das alças intestinais de cada roedor. Todo o conteúdo coletado foi acondicionado em tubos coletores estéreis contendo formol a 10% até o processamento laboratorial. Ao fim das coletas, foi realizado o descarte adequado do material biológico, encaminhando-o para incinera o. Durante todo o procedimento, foram adotados Equipamentos de Prote o Individual que proporcionaram prote o total do corpo do pesquisador.

2.3 Procedimento laboratorial

Cada amostra fecal foi examinada através da técnica coproparasitológica de FLOTAC, onde a realiza o da técnica foi fundamentada nos procedimentos descritos por Cringoli et al. (2010).

2.4 Análise dos dados

Para a análise estatística, foram calculadas a frequência relativa e absoluta de animais parasitados, usando-se o programa computacional InStat (GraphPad Software, Inc., 2000).

3. RESULTADOS

Nas amostras fecais dos roedores silvestres e sinantrópicos analisadas foi observada 100% de positividade para cistos, oocistos, ovos e/ou larvas de pelo menos um parasito gastrointestinal (Tabela 1, Figura 1).

Oocistos e ovos da família heligmonellidae e *Strongyloides* spp., respectivamente, assim como larvas de *Angiostrongylus* spp. foram os mais frequentes nas amostras aqui analisadas. Contudo, as maiores cargas parasitárias foram detectadas para *Strongyloides* spp. (8.609 ovos), coccídios (3.849 oocistos), *Hymenolepis nana* (3.652 ovos), ovos da família heligmonellidae (3.376) e *Angiostrongylus* spp. (1.799 larvas).

Co-infecções foram observadas em 59,6% (31/52) das amostras positivas, sendo observado principalmente presença simultânea de *Angiostrongylus* spp., ovos da família heligmonellidae e *Strongyloides* spp.

4. DISCUSSÃO

Neste estudo foram capturados e identificados através das características físicas, biológicas e morfológicas, quatro espécies de roedores, sendo estas: *Mus musculus* (Linnaeus, 1758), *Rattus norvegicus* (Berkenhout, 1769) e *Rattus rattus* (Linnaeus, 1758) classificados como espécies sinantrópicas comensais, e *Thrichomys apereoides* (Lund, 1839) como animal silvestre ou selvagem (BRASIL, 2002; BONVICINO et al., 2008).

Embora o *T. apereoides* viva em ambientes silvestres, outras espécies de murídeos (*Mus* e *Rattus*) têm se adaptado a ambientes próximos a residências habitadas por humanas e animais domésticos (KAY; HOEKSTRA, 2008). As amostras de *T. apereoides* utilizadas neste estudo foram de animais provenientes de áreas rochosas e de vegetação aberta dos municípios de Bodocó e Gravatá (REIS et al., 2002). De forma semelhante, os roedores sinantrópicos são frequentemente encontrados na Região Metropolitana do Recife (SIQUEIRA, 2010; VASCONCELOS et al., 2012).

Os resultados gerais das análises das amostras fecais aqui encontrados foram superiores aqueles observados por Kuhnen et al. (2012) e Guimarães et al. (2014) que, ao analisarem fezes de roedores silvestres e sinantrópicos provenientes de Aracaju/SE, Florianópolis/SC e Santo Amaro da Imperatriz/SC, utilizando o método de sedimentação espontânea e centrífugo-flutuação, onde obtiveram 51% e 66,7% de positividade para presença de parasitos gastrointestinais, respectivamente.

Variações na frequência de positividade de amostras fecais para endoparasitos gastrointestinais podem ser observadas em função da sensibilidade e especificidade da técnica coproparasitológica utilizada. Adicionalmente, os resultados podem se alterar em função da idade, espécie, carga parasitária e quantidade de amostra fecal dos animais (JACOBY; FOX, 1984). Por outro lado, alguns estudos propõem a influência do tipo e peso do ovo/oocisto/cisto e larva de endoparasito gastrointestinais no resultado coproparasitológico (KATAGIRI; OLIVEIRA-SEQUEIRA, 2010).

Dentre os parasitos aqui identificados, merece destaque *Angiostrongylus* spp., *Entamoeba* spp., *Hymenolepis nana*, *Moniliformes* spp., *Syphacia* spp., *Taenia* spp. e *Trichuris* spp. pelo potencial zoonótico (MIYAZAKI, 1991; ASHFORD; CREWE, 2003; AGHAZADEH et al., 2015; ANGAL et al., 2015). Desta forma, a presença de roedores próximo a áreas habitadas por humano e outras espécies animais, representa um risco para a saúde destes, uma vez que a infecção pode ocorrer pela ingestão de água e/ou alimentos contaminados por cistos, oocistos, ovos ou larvas (PARAMASVARAN et al., 2009).

Vale ressaltar a importância do gênero *Angiostrongylus* em saúde pública, particularmente *A. cantonensis* que causa a “meningoencefalite eosinofílica”, já registrada em pacientes humanos em Pernambuco (CALDEIRA et al., 2007; THIENGO et al., 2007), assim como *Hymenolepis nana* e *Taenia* spp. (HUGGINS et al., 1993).

O *A. cantonensis* é um helminto de roedores, o qual possui como hospedeiro intermediário moluscos das espécies *Achatina fulica*, *Helix aspersa* e *Helix pomatia* (THIENGO et al., 2007, LIMA et al., 2009; VITTA et al., 2011, OLIVEIRA et al., 2015). Os humanos participam do ciclo biológico deste nematódeo como hospedeiros acidentais, se infectando por meio da ingestão de larvas de terceiro estágio que migram para o sistema nervoso central induzindo uma doença aguda, podendo até culminar em morte ou invalidez permanente (TSAI et al., 2011; MORASSUTTI et al., 2014). De forma similar, *Hymenolepis nana* e *Taenia* sp. são helmintos que podem parasitar os humanos, embora sejam frequentemente observados parasitando roedores. Em pacientes humanos, estes cestodas podem desencadear diarreia, dor abdominal, irritabilidade, embora sejam considerados parasitos com infecção assintomática (GALAN-PUCHADES, 2015; MUEHLENBACHS et al., 2015).

Similarmente, os amebídeos pertencentes ao gênero *Entamoeba* são parasitos comumente encontrados em roedores, no entanto, é crescente o número de óbitos de pacientes humanos em função destes protozoários (WALSH, 1986; LAU et al., 2014; NATEGHPOUR et al., 2014).

O diagnóstico do *Acanthocephala Moniliformis moniliformis* é mais frequente através da detecção de helmintos adultos em achados de necropsias de roedores (LIM et al., 1974). Interessantemente, casos de humanos parasitados por este cestódeo são descritos no Japão, onde a infecção foi associada à presença de *R. norvegicus* próximo às residências (MIYAZAKI, 1991).

No que concerne ao gênero *Syphacia*, estes oxiurídeos são conhecidos por acarretar infecções assintomáticas em seus hospedeiros, em função da sua baixa patogenicidade, entretanto quando infecta animais jovens é possível observar a presença de sintomas clínicos (LUCA et al., 1996). O parasitismo de humanos por *Syphacia obvelata* é extremamente raro, sendo descritos apenas alguns casos nos Estados Unidos e Filipinas (PEREIRA, 2009).

Neste estudo, observou-se que os roedores silvestres apresentaram uma menor variedade de parasitos gastrointestinais quando comparados com os animais capturados em áreas urbanas. Este fato pode estar relacionado à susceptibilidade heterogênea de algumas espécies sinantrópicas a infecções helmínticas, aos aspectos comportamentais destes animais, estado imunológico e até mesmo a quantidade de parasitos presente no ambiente (ANDERSON; GORDON, 1982; SCOTT; GIBBS, 1986).

Não obstante a técnica de FLOTAC foi eficaz na detecção de cistos, oocistos, ovos e larvas de endoparasitos gastrointestinais de roedores, sendo também capaz de detectar cápsulas ovíferas de nematódeos (LIMA et al., 2015). Segundo Cringoli et al. (2010), os resultados parasitológicos obtidos por meio desta técnica são confiáveis, pois a quantidade de amostra fecal utilizada, design do aparelho, variação da técnica empregada e tipos de soluções de flotação, contribui para o maior aumento na detecção e quantificação dos diferentes gêneros de parasitos gastrointestinais.

Vale salientar que detectamos pela primeira vez larvas de *Angiostrongylus* spp., ovos de *Aspicularis* spp., *Echinocoleus* spp. *Heterakis* spp., *Moniliformes* spp., *Taenia* spp., *Trichosomoides* spp., *Trichuris* spp., e cistos de *Entamoeba* spp. em amostras fecais de *Mus musculus*, *Rattus rattus* e *Thrichomys apereoides* do Brasil por meio da técnica de FLOTAC.

5. CONCLUSÕES

Os roedores silvestres e sinantrópicos participam da cadeia de transmissão de parasitos gastrointestinais de importância em saúde pública em Pernambuco, salientando a necessidade de vigilância e controle principalmente de *Angiostrongylus*.

A técnica de FLOTAC foi eficaz na detecção de parasitos gastrointestinais de roedores silvestres e sinantrópicos, sendo este estudo o primeiro relato da utilização do FLOTAC para detecção de endoparasitos gastrointestinais destes animais no Brasil.

Tabela 1. Positividade parasitária (absoluta e relativa) nas amostras analisadas, segundo classe, gênero ou espécie de parasito e espécie de roedor.

| Classe | Gênero/Espécie | Nº de amostras positivas por espécie de roedor | | | | Frequência (%/n) |
|---------------------|--------------------------------|--|--------------------------|----------------------|------------------------------|------------------|
| | | <i>Mus musculus</i> | <i>Rattus norvegicus</i> | <i>Rattus rattus</i> | <i>Thrichomys apereoides</i> | |
| Archiacanthocephala | <i>Moniliformes</i> spp. | * | * | 01 | * | 1,92 % (1/52) |
| Cestoda | <i>Hymenolepis nana</i> | * | 05 | * | * | 9,61 % (5/52) |
| | <i>Taenia</i> spp. | * | 02 | * | * | 3,84 % (2/52) |
| Nematoda | <i>Angiostrongylus</i> spp. | * | 10 | * | * | 19,20 % (10/52) |
| | <i>Aspicularis</i> spp. | * | * | 02 | * | 3,84 % (2/52) |
| | <i>Echinocoleus</i> spp. | * | 02 | * | * | 3,84 % (2/52) |
| | <i>Heterakis</i> spp. | * | 03 | * | * | 5,76 % (3/52) |
| | Ovo da família Heligmonellidae | * | 16 | 02 | * | 34,61 % (18/52) |
| | <i>Strongyloides</i> spp. | * | 24 | 01 | * | 48,07 % (25/52) |
| | <i>Syphacia</i> spp. | * | 05 | * | * | 9,61 % (5/52) |
| | <i>Trichosomoides</i> spp. | * | 02 | * | * | 3,84 % (2/52) |
| | <i>Trichuris</i> spp. | * | 01 | * | 01 | 3,84 % (2/52) |
| Protozoa | <i>Entamoeba</i> spp. | * | 02 | 01 | * | 5,76 % (3/52) |
| | Oocisto | 03 | 11 | 04 | 04 | 42,30 % (22/52) |
| TOTAL | | 03 | 83 | 10 | 05 | |

(*) Ausência de parasitismo.

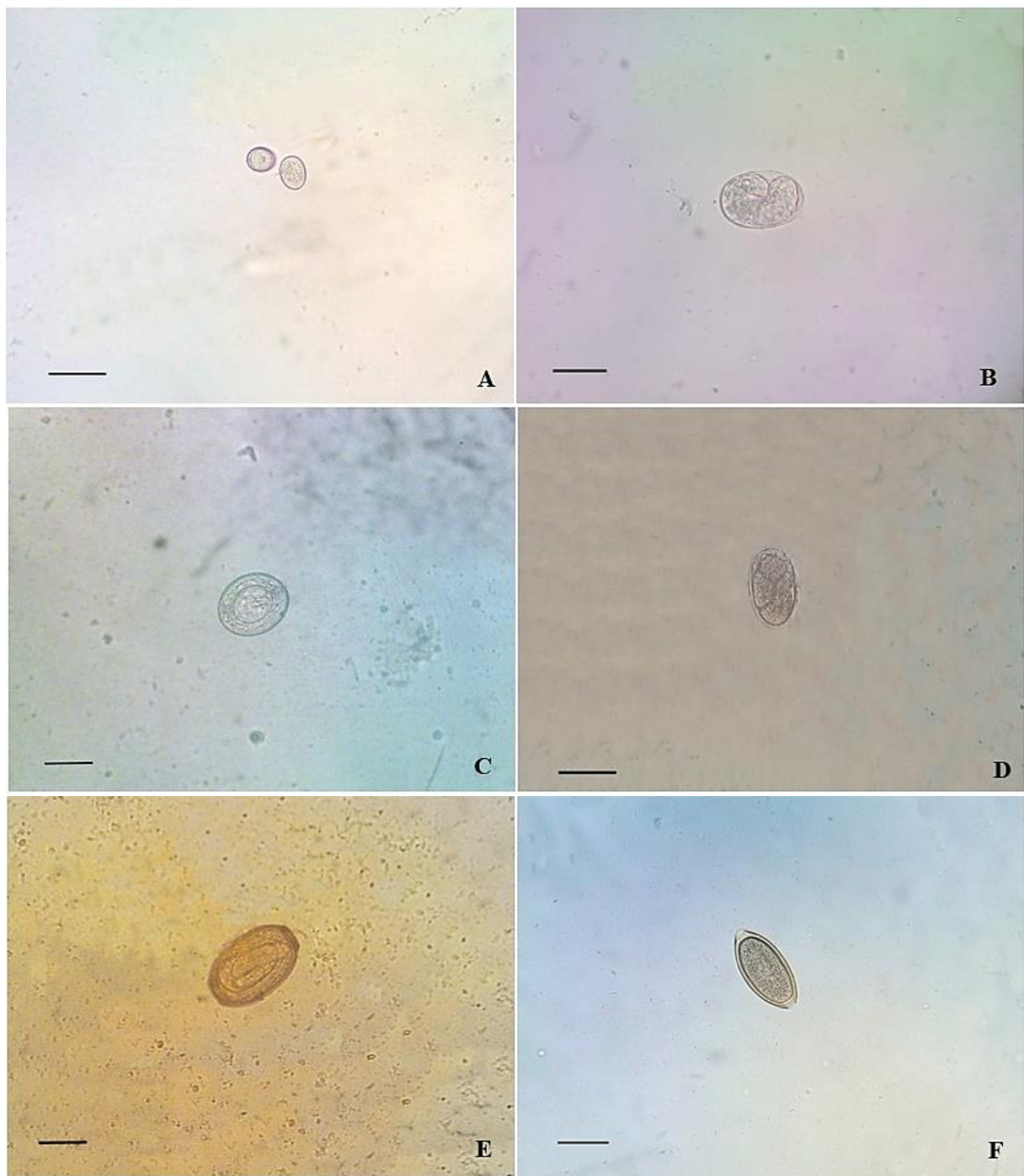


Figura 2. Oocistos e ovos de parasitos gastrointestinais encontrados em amostras fecais de roedores silvestres e sinantrópicos de Pernambuco. A- oocistos, B- *Strongyloides* spp., C- *Hymenolepis nana*, D- Ovo da família heligmonellidae, E- *Trichosomoides* spp. e F- *Trichuris* spp.

6. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- AGHAZADEH, M.; REID, S. A.; ALAND, K. V.; RESTREPO, A. C.; TRAUB, R. J.; MCCARTHY, J. S.; JONES, M. K. A survey of *Angiostrongylus* species in definitive hosts in Queensland. **International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife**, v.4, n.3, p.323-328, 2015.
- ALVES, L. C.; BROGES, C. C. A.; SEBASTIÃO, S. S. MENEZES, R. C. Endoparasites in guinea pigs (*Cavia porcellus*) (Mammalia, Rodentia, Caviidae) from breeding and experimentation animal housing of the municipality of Rio de Janeiro, Brazil. **Ciência Rural**, v.37, n.5, p.1380-1386, 2007.
- ANDERSON, R. M.; GORDON, D. M. Processes influencing the distribution of parasite numbers within host populations on with special emphasis on parasite-induced host mortalities. **Parasitology**, v. 85, n. 2, p. 373-398, 1982.
- ANGAL, L.; MAHMUD, R.; SAMIN, S.; YAP, N. J.; NGUI, R.; AMIR, A.; ITHOI, I.; KAMARULZAMAN, A.; AL LIM, Y. Determining intestinal parasitic infections (IPIs) in inmates from Kajang Prison, Selangor, Malaysia for improved prison management. **BMC Infectious Diseases**, v.15, p.467, 2015.
- ASHFORD, R. W.; CREWE, W. **The parasites of Homo sapiens**. 2ed. London: Taylor e Francis, 2003.
- BONVICINO, C. R.; OLIVEIRA, J. A.; D'ANDREA, P. S. **Guia dos Roedores do Brasil, com chaves para gêneros baseadas em caracteres externos**. Rio de Janeiro: Centro PanAmericano de Febre Aftosa - OPAS/OMS, 2008, 120p.
- BRASIL. Fundação Nacional de Saúde. **Manual de controle de roedores**. Brasília: Ministério da Saúde, Fundação Nacional de Saúde, 2002. 132p.
- CALDEIRA, R.; MENDONÇA, C.; GOUVEIA, C.; LENZI, H.; 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: Metastrongyloidea) in Brazil. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v.102, p.887-889, 2007.
- CFMV, Conselho Federal de Medicina Veterinária. **Guia brasileiro de boas práticas em eutanásia em animais-conceitos e procedimentos recomendados**. Brasília: CFMV, 2012. 62p.

- COSTA, C. A. F.; CATTO, J. B. Helminthos parasitos de capivaras (*Hydrochaeris hydrochaeris*) na sub-região da Nhecolândia, Pantanal Sul-Mato-grossense. **Revista Brasileira de Biologia**, v.54, p.39-48, 1994.
- CRINGOLI, G.; RINALDI, L.; MAURELLI, M.P.; UTZINGER, J. FLOTAC: new multivalente techniques for qualitative and quantitative copromicroscopic diagnosis of parasites in animals and humans. **Nature Protocols**, v.5, p. 503–515, 2010.
- D'OVIDIO, D.; PEPE, P.; IANNIELLO, D.; NOVIELLO, E.; QUINTON, J. F.; CRINGOLI, G.; RINALDI, L. First survey of endoparasites in pet ferrets in Italy. **Veterinary Parasitology**, v.203, n.1-2, p.227-230, 2014.
- D'OVIDIO, D.; NOVIELLO, E.; PEPE, P.; DEL PRETE, L.; CRINGOLI, G.; RINALDI, L. Survey of *Hymenolepis* spp. in pet rodents in Italy. **Parasitology Research**, v.114, n.12, p.4381-4384, 2015.
- D'OVIDIO, D.; RINALDI, L.; IANNIELLO, D.; DONNELLY, T. M.; PEPE, P.; CAPASSO, M.; CRINGOLI, G. FLOTAC for diagnosis of endo-parasites in pet squirrels in southern Italy. **Veterinary Parasitology**, v.200, n.1-2, p.221-224, 2014.
- DUTHALER, U.; RINALDI, L.; MAURELLI, M. P.; VARGAS, M.; UTZINGER, J.; CRINGOLI, G.; KEISER, J. *Fasciola hepatica*: comparison of the sedimentation and FLOTAC techniques for the detection and quantification of faecal egg counts in rats. **Experimental Parasitology**, v.126, n.2, p.161-166, 2010.
- GALAN-PUCHADES, M. T. *Hymenolepis nana* vs. *Taenia solium* life cycle. **Parasite Immunology**, v.37, n.8, p.429, 2015.
- GUIMARÃES, A. O.; VALENÇA, F.M.; SOUSA, J. B. S.; SOUZA, S. A.; MADI, R. R.; MELO, C. M. Parasitic and fungal infections in synanthropic rodents in an area of urban expansion, Aracaju, Sergipe State, Brazil. **Acta Scientiarum Biological Sciences**, v. 36, n. 1, p. 113-120, 2014.
- HUGGINS, D. W.; MEDEIROS, L. B.; OLIVEIRA, E. R. Himenolepíase atualização e prevenção no Hospital das Clínicas da UFPE. **Revista de Patologia Tropical**, v.22, n.1, p.57-70, 1993.
- JACOBY, R. O.; FOX, J. G. **Biology and diseases of mice**. Laboratory Animal Medicine, London: Academic Press., 1984. 31-89p.

- KATAGIRI, S.; OLIVEIRA-SEQUEIRA, T. C. Comparation of three concentration methods for the recovery of canine intestinal parasites from stool sample. **Experimental Parasitology**, v.126, p.214-216, 2010.
- KAY, E.H.; HOEKSTRA, H. E. Rodents. **Current Biology**, v.18, n.10, p.406-410, 2008.
- KUHNEN, V. V.; GRAIPEL, M. E.; PINTO, C. J. C. Differences in richness and composition of gastrointestinal parasites of small rodents (Cricetidae, Rodentia) in a continental and insular area of the Atlantic Forest in Santa Catarina state, Brazil. **Brazilian Journal of Biology**, v.72, n.3, p.563-567. 2012.
- LAU, Y. L.; JAMAIAH, I.; ROHELA, M.; FONG, M. Y.; SITI, C. O.; SITI, F. A. Molecular detection of *Entamoeba histolytica* and *Entamoeba dispar* infection among wild rats in Kuala Lumpur, Malaysia. **Journal of Tropical Biomedicine**, 31, n.4, p.721-727, 2014.
- LIM, B. L.; RAMACHANDRAN, C. P.; KRISHNASAMY, M. Helminth infection among small mammals in Penang Island, Peninsula Malaysia. **Federation Museum Journal**, v.19, p.57-65, 1974.
- LIMA, A.; MESQUITA, S.; SANTOS, S.; AQUINO, E.; ROSA, L.; DUARTE, F.; TEIXEIRA, A.; COSTA, Z.; FERREIRA, M. Alicate disease: neuroinfestation by *Angiostrongylus cantonensis* in Recife, Pernambuco, Brazil. **Arquivos de Neuro-Psiquiatria**, v.67, p.1093-1096, 2009.
- LIMA, V. F. S.; CRINGOLI, G.; RINALDI, L.; MONTEIRO, M. F. M.; CALADO, A. M. C.; RAMOS, R. A. N.; MEIRA-SANTOS, P. O.; ALVES, L. C. A comparison of Mini-FLOTAC and FLOTAC with classic methods to diagnosing intestinal parasites of dogs from Brazil. **Parasitology Research**, v.114, n.9, p.3529-3533, 2015.
- LUCA, R. R.; ALEXANDRE, S. R.; MARQUES, T.; SOUZA, N. L.; MOUSSE, J. L. B.; NEVES, P. **Manual para Técnicos em Bioterismo**. 2ed. São Paulo: Winner Graph, 1996.
- MIYAZAKI, I. **An illustrated book of helminth zoonoses**. 62ed. Tokyo, Japan: SEAMIC Publication, 1991. 494p.
- MORASSUTTI, A. L.; THIENGO, S. C.; FERNANDEZ, M.; SAWANYAWISUTH, K.; GRAEFF-TEIXEIRA, C. Eosinophilic meningitis caused by *Angiostrongylus cantonensis*: an emergent disease in Brazil. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v.109, n.4, p.399-407, 2014.

MUEHLENBACHS, A.; BHATNAGAR, J.; AGUDELO, C. A.; HIDRON, A.; EBERHARD, M. L.; MATHISON, B. A.; FRACE, M. A.; ITO, A.; METCALFE, M. G.; ROLLIN, D. C.; VISVESVARA, G. S.; PHAM, C. D.; JONES, T. L.; GREER, P. W.; VÉLEZ HOYOS, A.; OLSON, P. D.; DIAZGRANADOS, L. R.; ZAKI, S. R. Malignant Transformation of *Hymenolepis nana* in a Human Host. **New England Journal of Medicine: Research & Review**, v.373, n.19, p.1845-1852, 2015.

NATEGHPOUR, M.; MOTEVALLI-HAGHI, A.; AKBARZADEH, K.; AKHAVAN, A. A.; MOHEBALI, M.; MOBEDI, I.; FARIVAR, L. Endoparasites of Wild Rodents in **Iranian Journal of Arthropod Borne-Diseases**, v.9, n.1, p.1-6, 2014.

NEVES, S. M. P.; MANCINI FILHO, J.; MENEZES, E. W. **Manual de cuidados e procedimentos com animais de laboratório do Biotério de Produção e Experimentação da FCF-IQ/USP**. São Paulo: FCF-IQ/USP, 2013. 216p.

OGUNNIYI, T.; BALOGUN, H.; SHASANYA, B. Ectoparasites and endoparasites of peridomestic house-rats in ile-ife, Nigeria and implication on human health. **Iranian Journal of Parasitology**, v.9, n.1, p.134-140, 2014.

OLIVEIRA, A. P.; GENTILE, R.; MALDONADO JÚNIOR, A.; LOPES TORRES, E. J.; THIENGO, S. C. *Angiostrongylus cantonensis* infection in molluscs in the municipality of São Gonçalo, a metropolitan area of Rio de Janeiro, Brazil: role of the invasive species *Achatina fulica* in parasite transmission dynamics. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v.110, n.6, p.739-744, 2015.

PARAMASVARAN, S.; SANI, R. A.; HASSAN, L.; HANJEET, K.; KRISHNASAMY, M.; JEFFERY, J.; SANTHANA, R.; GHAZALI, S. M.; HOCK, L. K. Endo-parasite fauna of rodents caught in five wet markets in Kuala Lumpur and its potential zoonotic implications. **Tropical Biomedicine**, v.26, n.1, p.67-72, 2009.

PEREIRA, V. M. M. Estudo da helmintofauna de *Mus musculus* (Rodentia) em São Miguel (Açores): fatores indutores de diversidade e potencial zoonótico. 202f. Lisboa. Dissertação (Mestrado), Universidade de Lisboa, Lisboa, 2009.

RATZOOMAN. **Rats and human health in Africa: Proceedings of an International Workshop on Rodent Borne Diseases and the Rat ZooMan Research Project**. Republic of South Africa, 2006. Disponível em:<http://projects.nri.org/ratzooman/docs/workshop_proceedings.pdf>. Acesso em 11 nov. 2015.

- REGINATTO, A. R.; FARRET, M. H.; FANFA, V. R.; SILVA, A. S. MONTEIRO, S. G. Infection by *Giardia* spp. and *Cystoisospora* spp. in capybara and agouti in southern Brazil. **Revista Portuguesa de Ciências Veterinárias**, v.103, n.565-566, p.96-99, 2008.
- REIS, S. F.; DUARTE, L. C.; MONTEIRO, L. R.; ZUBEN, F. J.V. geographic variation in cranial morphology in *Thrichomys apereoides* (Rodentia: Echimyidae). I. geometric descriptors and patterns of variation in shape. **Journal of Mammalogy**, v.83, n.2, p.333-344, 2002.
- RHEE, J. K.; SURL, C. G.; KIM, H. C. Effects of *Cryptosporidium muris* (Strain MCR) infection on gastric mucosal mast cells in mice. **The Korean Journal of Parasitology**, Seoul, v.35, n.4, p.245-249, 1997.
- SANTOS, F. G. A.; ZAMORA, L. M.; FONSECA, F. C. E.; RIBEIRO, V. M. Intestinal parasites control of capybaras (*Hydrochaeris hydracharis*) raised in semi-extensive system, at Senator Guimard Santos district, Acre, Brazil. **Acta Veterinaria Brasilica**, v.5, n.4, p.393-398, 2011.
- SCOTT, M. E.; GIBBS, H. C. Long-term population dynamics of pinworms (*Syphacia obvelata* and *Aspicularis tetraptera*) in mice. **Journal of Parasitology**, v.72, n.5, p.652-662, 1986.
- SILVA, A. S.; DAU, S.L.; FACCIO, L.; ZANETTE, R. A.; MONTEIRO, S. G. Parasitism by *Giardia* sp., *Cryptosporidium* sp. and *Cystoisospora* sp. in nutria (*Myocastro coupus*) in Rio Grande do Sul State, Brazil. **Estudos de Biologia**, v.29, n.66, p.107-110, 2007.
- SIQUEIRA, D. B. **Detecção de anticorpo anti-Toxoplasma gondii em marsupiais e roedores silvestres da Mata Atlântica do Estado de Pernambuco, Nordeste do Brasil**. 57f. Recife, PE. Dissertação (Mestrado), Universidade Federal Rural de Pernambuco, Recife, 2010.
- 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 Brazil. **Biological Invasions**, v.9, p.693-702, 2007.
- TSAI, H. C.; LAI, P. H.; SY, C. L.; LEE, S. S.; YEN, C. M.; WANN, S. R.; CHEN, Y. S. Encephalitis caused by *Angiostrongylus cantonensis* after eating raw frogs mixed with wine as a health supplement. **Internal Medicine Journal**, v.50, p.771-774, 2011.
- VASCONCELOS, C. H.; FONSECA, F. R.; LISE, M. L. Z.; ARSKY, M. L. N. Environmental and socioeconomic factors related to the distribution of leptospirosis cases in the state of Pernambuco, Brazil, 2001-2009. **Caderno de Saúde Coletiva**, v.20, n.1, p.49-56, 2012.

VITTA, A.; POLSEELA, R.; NATEEWORANART, S.; TATTIYAPONG, M. Survey of *Angiostrongylus cantonensis* in rats and giant African land snails in Phitsanulok province, Thailand. **Asian Pacific Journal of Tropical Medicine**, v.4, n.8, p.597-599, 2011.

WALSH, J. A. Problems in recognition and diagnosis of amebiasis: estimation of the global magnitude of morbidity and mortality. **Reviews of infectious diseases**, v.8, p.228-238, 1986.

5. CONCLUSÕES GERAIS

Os roedores silvestres e sinantrópicos aqui estudados não estavam parasitados por *Leishmania* spp., isso sugere que estes animais não participavam do ciclo de transmissão da Leishmaniose Tegumentar e Visceral nas áreas estudadas.

Os roedores silvestres e sinantrópicos participam da cadeia de transmissão de parasitos gastrointestinais de importância em saúde pública em Pernambuco, salientando a necessidade de vigilância e controle principalmente de *Angiostrongylus*.

A técnica de FLOTAC foi eficaz na detecção de parasitos gastrointestinais de roedores silvestres e sinantrópicos, sendo este estudo o primeiro relato da utilização do FLOTAC para detecção de endoparasitos gastrointestinais destes animais no Brasil.

ANEXOS

ANEXO 1



Universidade Federal Rural de Pernambuco

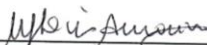
Rua Dom Manoel de Medeiros, s/n,
Dois Irmãos - CEP: 52171-900 - Recife/PE


Comissão de ética no uso de animais - CEUA

Licença para o uso de animais em experimentação e/ou ensino

O Comitê de ética no uso de animais CEUA da Universidade Federal Rural de Pernambuco, no uso de suas atribuições, autoriza a execução do projeto discriminado abaixo. O presente projeto também se encontra de acordo com as normas vigentes no Brasil, especialmente a Lei 11794/2008.

| | |
|--|---|
| Número da licença | 127/2015 |
| Número do processo | 23082.011994/2015 |
| Data de emissão da licença | 30 de Novembro de 2015 |
| Título do Projeto | Participação dos roedores sinantrópicos e silvestres em áreas de transmissão da leishmaniose no Estado de Pernambuco, Brasil. |
| Finalidade (Ensino, Pesquisa, Extensão) | Pesquisa. |
| Responsável pela execução do projeto | Leucio Câmara Alves |
| Colaboradores | Victor Fernando Santana Lima; Edson Moura da Silva; Irma Yaneth Torres Lopes; Neurisvan Ramos Guerra; Maria Aparecida da Glória Faustino. |
| Tipo de animal e quantidade total autorizada | Silvestre e sinantrópico; total 120 animais (machos e fêmeas). |


Prof.ª Dra. Marleyne José Afonso Accioly Lins Amorim
(Coordenadora da CEUA-UFRPE)

 Prof.ª Dr.ª Marleyne Amorim
Coordenadora CEUA

ANEXO 2

FICHA DE INVESTIGAÇÃO DE LESHMANIOSE EM ROEDORES

Data: ___/___/___ Horário: _____ Responsável (is): _____

1. FICHA DE IDENTIFICAÇÃO DA PROPRIEDADE

Propriedade: _____ Endereço _____

Presença de animais: () NÃO () SIM

() Cão () Gato () Equino () Bovino () Suíno () Ovino () Caprino () Frango

() Outros: _____

2. FICHA DE IDENTIFICAÇÃO DO ROEDOR

Nome popular: _____ Espécie: _____

Classificação: () Sinantrópico () Silvestre Sexo: () M () F Idade estimada: ()

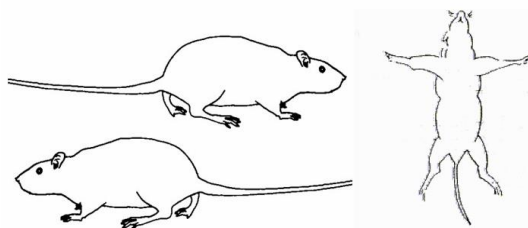
Jovem () Adulto () Idoso

| CT (cm) | CA (cm) | PÉ (cm) | O (cm) | CC (cm) |
|---------|---------|---------|--------|---------|
| | | | | |

CT (corpo total); CA (cauda); PÉ (pata posterior com unha); O (orelha); CC (cabeça e corpo).

3. AVALIAÇÃO CLÍNICA

| | |
|-----------------|--|
| Condição física | |
| Pele | |
| Pelame | |
| Anexos cutâneos | |
| Olhos | |
| Linfonodos | |
| Ectoparasitas | |



4. PROTOCOLO ANESTÉSICO

Peso _____

| | | |
|--------------------|--|--|
| Anestésico: | | |
| Dose: | | |

5. AMOSTRA

| Tipo de Amostra | Sim | Não | Aspecto | Resultado | |
|-----------------|-----|-----|---------|----------------|-----------|
| | | | | Parasitológico | Molecular |
| Sangue | | | | | |
| Pele | | | | | |
| Fígado | | | | | |
| Baço | | | | | |
| Linfonodos | | | | | |

Observações: _____
