

UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA
FACULDADE DE MEDICINA VETERINÁRIA E ZOOTECNIA

**UTILIZAÇÃO DE ARMADILHA DE EMERSÃO PARA CAPTURA
DE FLEBOTOMÍNEOS EM ÁREA COM TRANSMISSÃO E SEM
TRANSMISSÃO DE LVA E LTA, NA REGIÃO CENTRO-OESTE
DO ESTADO DE SÃO PAULO, BRASIL**

DENISE THEODORO DA SILVA

BOTUCATU – SP
2014

UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA
FACULDADE DE MEDICINA VETERINÁRIA E ZOOTECNIA

**UTILIZAÇÃO DE ARMADILHA DE EMERSÃO PARA CAPTURA
DE FLEBOTOMÍNEOS EM ÁREA COM TRANSMISSÃO E SEM
TRANSMISSÃO DE LVA E LTA, NA REGIÃO CENTRO-OESTE
DO ESTADO DE SÃO PAULO, BRASIL**

DENISE THEODORO DA SILVA

Dissertação apresentada junto ao
Programa de Pós-Graduação em Medicina
Veterinária, para obtenção do título de
Mestre.

Orientador: Prof. Titular José Rafael Modolo
Co-Orientador: Prof.Ass.Dr. Cassiano Victória

BOTUCATU – SP
2014

Nome do Autor: Denise Theodoro da Silva

Título: UTILIZAÇÃO DE ARMADILHA DE EMERSÃO PARA CAPTURA DE FLEBOTOMÍNEOS EM ÁREA COM TRANSMISSÃO E SEM TRANSMISSÃO DE LVA E LTA, NA REGIÃO CENTRO-OESTE DO ESTADO DE SÃO PAULO, BRASIL.

COMISSÃO EXAMINADORA

Prof. Titular José Rafael Modolo

Presidente e Orientador

Departamento de Higiene Veterinária e Saúde Pública

FMVZ – UNESP – Botucatu

Profa.Dra. Mara Cristina Pinto

Membro

Departamento de Ciências Biológicas

FCFAR – UNESP – Araraquara

Prof. Ass. Dr. Newton Goulart Madeira

Membro

Departamento de Parasitologia

IB – UNESP – Botucatu

Data da Defesa: 26 de junho de 2014

DEDICATÓRIA

Dedico esta vitória aos meus amados pais, Laura e David, pelo apoio, confiança e incentivo para “nunca deixar a peteca cair”

*“ Uma doce família, que tem a mania de achar a alegria onde todos dizem que não...Aí é que está a mágica, meu irmão.”
(O Rappa)*

AGRADECIMENTOS

A Deus pela vida e por todas as suas bênçãos sobre minha vida, incluindo minha família, amigos e oportunidades que tive, tenho e terei, para ser um ser humano melhor.

Aos meus preciosos pais, Laura e David, pelo amor, cuidado, paciência, investimento financeiro, companheirismo, ensinamentos, conselhos e amizade dedicados a mim. Vocês são meu eterno tesouro. Amo vocês!!!!!!

Aos meus irmãos, Daniela e David Augusto, aos meus sobrinhos Humberto, Lucca e Gabrielle e também, aos cunhados Fabiana e Humberto, pelo amor e pela torcida.

Aos professores José Rafael Modolo e Cassiano Victória, pela oportunidade e orientação durante a residência e o mestrado no Planejamento de Saúde Animal e Saúde Pública. Espero ter cumprido o desafio proposto.

As amigas, Gisele Junqueira dos Santos e Daniela Akemi Shigue, pela amizade e paciência que tiveram, quando nossa casa foi “ invadida por centenas de armadilhas de emersão”;

As amigas Bruna Lapenna Sanches Ferreira, Carla Maria Vela Ulian e Selene Daniela Babboni pela amizade e pela força nos momentos de alegria e desespero.

Aos amigos da ABU e IP/Paraíso, em especial, Rodrigo “Teita” Campos, pelo apoio e amizade.

A amizade das meninas Rugby Sanguenozóio, da Renatinha Marques, do Arthur Pombo e da Daniela Barbosa. Desejo que todos realizem seus objetivos.

Aos professores do Departamento de Higiene Veterinária e Saúde Pública: Prof. Adjunto Antonio Carlos Paes, Prof. Titular Germano Francisco Biondi, Prof. Titular Hélio Langoni, Profa. Titular Jane Megid, Prof. Ass. Dr. José Carlos de Figueiredo

Pantoja, Prof. Ass. Dr. José Paes de Almeida Nogueira Pinto, Prof. Adjunto Márcio Garcia Ribeiro e Prof. Adjunto Paulo Francisco Domingues, pela atenção dedicada em todos os momentos que procurei conhecimento na sala de cada um.

Aos funcionários do Departamento de Higiene Veterinária e Saúde Pública: Tânia Maria Martins, Adriana Vieira (Dri), Adilson Romero (Pardal), Roberto Martins (Seu Robert), Sergio Fávero (Serginho), Wanderley Forlin, Fernando Paganini Listoni (Fer), pela amizade, conhecimento, favores e boas conversas, a mim dedicados.

Ao Igor Paploski (hoje doutorando na FIOCRUZ/Salvador), por ter sido tão paciente quando fui sua estagiária na época de residência, me apresentado a saúde pública veterinária e toda sua importância de uma maneira clara e prática, refletindo a conclusão deste trabalho.

A Seção de Manutenção e à Gráfica da UNESP pela colaboração com o corte das bacias e doação do papel couchet, integrantes do principal instrumento utilizado no presente trabalho.

Ao Prof. Newton Goulart Madeira (IBB/UNESP Campus Botucatu), por ter cedido seu laboratório para que eu pudesse realizar este trabalho. Obrigada pela amizade desenvolvida neste período e também pelas palavras de incentivo e artigos compartilhados.

Ao Prof. Ueslei Teodoro (UEM), por ter sido tão solícito e respondido a uma simples mensagem do facebook, indicando a Profa. Mara.

A Profa. Mara Cristina Pinto (FCFar/UNESP Araraquara), por ter sido tão solícita e pela disponibilidade em me ajudar, quando tudo parecia perdido.

Ao Prof. Titular Carlos Roberto Padovani (IBB/UNESP Campus Botucatu), pelo auxílio na estatística do trabalho.

Ao Prof. Simone Biagio Chiacchio, pela oportunidade em participar do Grupo de Estudos de Caprinos e Ovinos (GECO) como colaboradora. Participar do GECO me renovava as energias.

Ao Prof. Alessandro Francisco Talamini do Amarante e sua equipe do Laboratório de Helminologia Veterinária – IBB/UNESP Campus Botucatu, pela amizade e atenção dispensada a mim, sempre que necessário.

A Profa. Lucia Helena O'Dwyer de Oliveira, por ter cedido seu equipamento para fotografar meus exemplares.

Aos funcionários do Departamento de Parasitologia – IBB/UNESP Campus Botucatu, pela amizade e disponibilidade em me ajudar, todas as vezes que precisei.

Ao pós-doutorando Renato Soares Capellari e a equipe do Laboratório de Morfologia e Evolução de Dípteros – FFCLRP/USP Ribeirão Preto), pela disposição em auxiliar na identificação dos demais dípteros.

A Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado de São Paulo (FAPESP), pela concessão do Auxílio Processo nº2012/20544-2, o qual viabilizou a execução de tal trabalho, bem como suas publicações.

Ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq), pela concessão de bolsa, viabilizando minha estadia em Botucatu.

A toda equipe da Diretoria de Saúde do município de Lençóis Paulista, principalmente ao Roberto Aparecido Godoy, José Aparecido dos Santos e Moisés Costa, que não mediram esforços para que a pesquisa fosse realizada neste município.

A toda equipe da Secretaria de Saúde do município de Botucatu, especialmente aos amigos da Vigilância em Saúde Ambiental: Valdinei Silva, João Miranda, José Rinaldo Gasperini, Josiane Santos, Juliane Reis, Patricia Fumis, André, Antenor, Fernando,

Eduardo Dourado, Grazielle Venturelli e Gumerindo de Oliveira Junior, por não terem medido esforços para que a pesquisa fosse desenvolvida neste município. Aliás, *Gumer, hoje não é dia de montar armadilha, né!!!! Faça-me o favor!!* (risos).

Aos munícipes dos municípios de Lençóis Paulista e Botucatu, que permitiram a entrada de uma pessoa estranha, mensalmente, em suas residências, mas exercendo seu lado cidadão em prol da saúde pública. Muito eterno “MUITO OBRIGADA”, pois se não fosse essa consciência coletiva, meu trabalho não seria possível.

*“A alegria está na luta, na tentativa, no sofrimento envolvido e não na vitória propriamente dita.”
(Mahatma Gandhi).*

EPÍGRAFE

*“Os que são loucos o suficiente para pensarem que podem mudar o
mundo, são os que o fazem”
(Steve Jobs)*

LISTA DE TABELAS

- TABELA 1.** Características dos solos onde as armadilhas foram instaladas em área urbana, nos municípios de Botucatu e Lençóis Paulista, 2012-2014. Botucatu, 2014. Pag 49
- TABELA 2.** Medidas descritivas das variáveis quantitativas do solo, segundo ocorrência de psicodídeos nas residências de ambos os municípios, 2012-2014. Botucatu, 2014. Pag 50
- TABELA 3.** Textura do solo segundo ocorrência de psicodídeo. Botucatu/Lençóis Paulista, 2012- 2014. Botucatu, 2014. Pag 51
- TABELA 4.** Distribuição dos animais segundo ocorrência de psicodídeo em ambos os municípios, 2012-2014. Botucatu, 2014. Pag 51
- TABELA 5.** Quantidade de vegetação segundo ocorrência de psicodídeo. Botucatu/Lençóis Paulista, 2012- 2014. Botucatu, 2014. Pag 52
- TABELA 6.** Tipo de vegetação segundo ocorrência de psicodídeo. Botucatu/Lençóis Paulista, 2012- 2014. Botucatu, 2014. Pag 52

LISTA DE FIGURAS

FIGURA 1. A. Distribuição mundial dos casos de Leishmaniose Visceral, 2012.B. Distribuição mundial dos casos de Leishmaniose Tegumentar, 2012.	Pag.19
FIGURA 2. Exemplares de <i>Lutzomyia longipalpis</i> . A.Fêmea. B. Macho.	Pag 30
FIGURA 3. Distribuição do <i>Lutzomyia longipalpis</i> no Estado de São Paulo.	Pag 31
FIGURA 4. Ciclo de vida do <i>Lutzomyia longipalpis</i> .	Pag 32
FIGURA 5. Classificação dos municípios para a vigilância e controle da leishmaniose visceral americana no estado de São Paulo.	Pag 36
FIGURA 6. Distribuição de municípios do Estado de São Paulo segundo classificação epidemiológica para leishmaniose visceral americana, novembro de 2011.	Pag 37
FIGURA 7. A – Modelo adaptado de Casanova (2002). B e C- Confecção das armadilhas. D- Armadilha fixada no solo. Botucatu, 2014.	Pag 41
FIGURA 8. A- Colheita e armazenamento do solo. B,C,D e E- Amostras em processamento no Laboratório de Solos FCA/UNESP Campus Botucatu. Botucatu, 2014.	Pag 42
FIGURA 9. Terreno com área verde e alto índice de sombra e umidade, piso de terra e presença de matéria orgânica em decomposição somada à presença de animais domésticos e/ou produção, foram características dos imóveis escolhidos. Botucatu, 2014.	Pag 43
FIGURA 10. Distribuição das armadilhas no município de Botucatu/SP, 2012-2014.	Pag 45
FIGURA 11. Distribuição das armadilhas no município de Lençóis Paulista/SP, 2012-2013.	Pag 46
FIGURA 12. Distribuição dos psicodídeos capturados no município de Botucatu/Sp, 2012-2014.	Pag 46
FIGURA 13. Distribuição dos psicodídeos capturados no município de Lençóis Paulista/SP, 2012-2013.	Pag 47
FIGURA 14. Localização das armadilhas positivas para psicodídeos em Botucatu (A) e Lençóis Paulista (B), 2012-2014.	Pag 52

FIGURA 15. Armadilhas danificadas pela ação do caramujo (*Achatina fulica*). B- Exemplar de *Psychoda alternata*. C e D – Exemplares de psicodídeos danificados. Botucatu, 2014. Pag 53

LISTA DE GRÁFICOS

GRÁFICO 1. Distribuição dos psicodéicos capturados nos municípios de Lençóis Paulista e Botucatu entre Novembro de 2012 e Janeiro de 2014. Pag 48

LISTA DE ABREVIATURAS E SIGLAS

BA: Bahia

CDC: Center for Diseases Control and Prevention

CE:Ceará

Cm: centímetro

CTC: capacidade de troca de cátions

Cmolc: centimolc

ELISA: Enzyme-Linked Immunosorbent Assay

g/dm³: gramas por decímetro cúbico

IBGE: Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística

LV: leishmaniose visceral

LVA: leishmaniose visceral americana

LVC: leishmaniose visceral canina

LT: leishmaniose tegumentar

LTa: leishmaniose tegumentar americana

MA: Maranhão

MAPA: Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento

MG: Minas Gerais

mg/dm³: miligramas por decímetro cúbico

mmolc/dm³: milimol por decímetro cúbico

MS: Mato Grosso do Sul

OMS: Organização Mundial da Saúde

OPAS: Organização Pan-Americana da Saúde

PA: Pará

PAHO: Pan American Health Organization

PCR: polymerase chain reaction

PCLV: programa de controle da leishmaniose visceral

PB: Paraíba

pH: potencial hidrogeniônico

PI: Piauí

RIFI: imunofluorescência indireta

SNRV: silencioso não receptivo vulnerável

SNRNV: silencioso não receptivo não vulnerável

SRV: silencioso receptivo vulnerável

SUCEN: Superintendência de Controle de Endemias

TO: Tocantins

WHO: World Health Organization

µm: micrometro

mm: milímetro

SUMÁRIO

Resumo	
Abstract	
1.Introdução.....	18
2.Revisão de literatura.....	21
2.1.Leishmaniose Tegumentar Americana (LTA).....	20
2.2. Leishmaniose Visceral Americana (LVC).....	22
2.2.1. Transmissão.....	23
2.2.2. Diagnóstico.....	24
2.2.3. Vigilância e controle.....	25
2.2.4. O vetor.....	30
3.Justificativa.....	37
4.Objetivos.....	39
4.1.Objetivo geral.....	39
4.2.Objetivos específicos.....	39
5. Materiais e métodos.....	40
5.1. Características dos municípios.....	40
5.2. Captura, identificação de flebotomíneos e caracterização do ambiente..	41
5.3. Amostragem.....	43
5.4. Análise estatística.....	44
6. Resultados.....	45
7. Discussão.....	54
8. Conclusões.....	61
9.Referências.....	62
ARTIGO	

SILVA, D.T. Utilização de armadilha de emersão para captura de flebotomíneos em área com transmissão e sem transmissão de LVA e LTA, na região Centro-Oeste do Estado de São Paulo, Brasil. Botucatu, 2014. 76p. Dissertação (Mestrado) – Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia, Campus de Botucatu, Universidade Estadual Paulista Júlio de Mesquita Filho.

RESUMO: As doenças transmitidas por vetores são um dos principais problemas de saúde pública atualmente. Nas últimas duas décadas, muitas dessas doenças reapareceram ou se espalharam para novas partes do planeta, como é o caso das leishmanioses, que são transmitidas por várias espécies de flebotomíneos. O acompanhamento sistemático da superfície do solo com a utilização de armadilhas de emersão tem identificação dos locais de desenvolvimento natural dos flebotomíneos e os estudos da biologia larval, auxiliam o desenvolvimento de possíveis medidas para o controle do vetor nesta fase, uma vez que existe dificuldade em se controlar o adulto. Nestas condições, o presente trabalho teve como objetivo identificar áreas de maior risco para criação e manutenção dos flebotomíneos baseado nas características ambientais, captura dos flebotomíneos por um modelo adaptado de armadilha de emersão e associadas aos resultados das análises de solo, em ambiente urbano. Foram instaladas 333 armadilhas em 2 municípios, no período de novembro de 2012 a janeiro de 2014, sendo possível observar 11.857 insetos, dos quais 9.239 pertenciam à Ordem Diptera. Entretanto, nenhum flebotomíneo de importância médico-veterinária foi capturado. As análises de solo revelaram que o solo da região amostrada caracteriza-se como arenoso, com baixo índice de acidez e alto teor de matéria orgânica. Notou-se a presença de animais como cão, gato, galinha, bovinos e equinos nos quintais, bem como vegetação tanto frutífera quanto ornamental. Não foi possível realizar a correlação entre características ambientais, do solo e presença de criadouros naturais de flebotomíneos pelo fato de não ter capturado nenhum exemplar em ambos os municípios. Entretanto, outras pesquisas devem ser realizadas, pois esse tipo de informação obtida é de extrema importância para o planejamento e desenvolvimento de medidas de controle para o vetor, já que as medidas direcionadas aos reservatórios (cão), não são bem aceitas pela população.

PALAVRAS-CHAVE: controle de vetor, *Lutzomyia longipalpis*, programa de controle da leishmaniose visceral, vigilância entomológica

ABSTRACT: Currently, vector-borne diseases are a major public health problems. In last 20 years, many of these diseases have reappeared or spread to new parts of the planet, as leishmaniasis, which is transmitted by several species of sandflies. Systematic monitoring of the soil surface combined with emergence traps must identify sandflies natural breedings sites and studies of their larval biology, help to develop possible measures for vector control at this stage, since there is difficulty in to control adult sandfly. Accordingly , this study aimed to identify areas of greatest risk for the development and maintenance of sandflies based on environmental characteristics, to catch sandflies by an adapted emergence trap and analytical results of soil in urban environment . A total of 333 traps were placed in 2 municipalities from November 2012 to January 2014. Was possible to observe 11,857 insects, of which 9,239 belonged to the Order Diptera. However, no sandfly medical and veterinary importance was captured. Soil analysis revealed that the soil from the study area is characterized as sandy, with low acidity and high content of organic matter. The presence of animals like dog, cat, chicken, cattle and horses, as well as fruitful as both ornamental vegetation, were noted in backyards. Unable to perform the correlation between environmental characteristics , soil and presence of natural breeding sites of sandflies by not having captured no copy in both municipalities . However, other studies should be conducted, because this type of information is important for the planning and development of control measures for the vector, since the measures directed to reservoir (dog) , are not well accepted by population .

KEYWORDS: vectors control, *Lutzomyia longipalpis*, visceral leishmaniasis control program, entomological surveillance

1. INTRODUÇÃO

As doenças transmitidas por vetores constituem importante causa de morbidade e mortalidade no Brasil e no mundo, sendo um dos principais problemas de saúde pública atualmente. A cada ano, mais de um bilhão de pessoas são infectadas e mais de um milhão vem a óbito, como consequência da dificuldade que há em se prever, prevenir ou controlar tais doenças, tanto que a Organização Mundial da Saúde (OMS) enfatiza a séria e crescente ameaça que estas representam, com o *slogan* “*Pequena picada, grande ameaça*” (CDC, 2014; WHO, 2014).

Nas últimas duas décadas, muitas dessas doenças reapareceram ou se espalharam para novas partes do planeta, como é o caso das leishmanioses.

As leishmanioses são consideradas um grande problema de saúde pública e representam um complexo de doenças com importante espectro clínico e diversidade epidemiológica, envolvendo diferentes espécies de *Leishmania* dos subgêneros Viannia e Leishmania, das quais, atualmente, 22 espécies são patogênicas para os seres humanos e destas, 15 espécies já foram encontradas nas Américas, além da diversidade de insetos vetores da subfamília Phlebotominae e hospedeiros/reservatórios vertebrados (OLIVEIRA et al., 2005; GUSHI, 2008; PAHO, 2013).

Dependendo da espécie de *Leishmania* e da resposta imune gerada pelo hospedeiro, as manifestações clínicas variam de cutânea benigna e auto-limitante para formas graves, como a mucosa, cutânea difusa e visceral (PAHO, 2013).

As formas cutânea e a cutâneo-mucosa se caracterizam pela multiplicação do protozoário em macrófagos da derme e da mucosa naso-orofaringiana, respectivamente, e provocam lesões locais. Já na forma visceral, o protozoário se multiplica nas células do sistema mononuclear fagocitário, ocasionando uma infecção sistêmica que atinge principalmente baço, medula óssea, e fígado. Em muitos casos, a infecção é assintomática ou oligossintomática, onde o doente pode apresentar sintomas como febre, hepatoesplenomegalia, anemia, leucopenia, e caquexia, e leva ao óbito em mais de 90% dos casos se não tratada (HERWALDT, 1999).

Uma análise recente mostra que mais de 98 países e territórios são endêmicos para estas doenças. Estima-se que cerca de 0,2-0,4 milhões de casos novos de Leishmaniose Visceral (LV) e 0,7-1,2 milhões de novos casos de Leishmaniose Tegumentar (LT) ocorrem cada ano em todo o mundo. Mais de 90 % dos casos

mundiais da LV ocorrem em seis países: Bangladesh, Brasil, Etiópia, Índia, Sudão do Sul e Sudão. A LT é mais amplamente distribuída, com cerca de um terço dos casos que ocorrem em cada uma das três regiões epidemiológicas, as Américas, a bacia do Mediterrâneo e Ásia ocidental do Oriente Médio para a Ásia Central (Figura 1). Os dez países com as maiores contagens de casos são: Afeganistão, Argélia, Brasil, Colômbia, Costa Rica, Etiópia, Irã, Peru, Sudão e Síria, e, juntos, representam 70 a 75% da incidência global estimada LT (WHO, 2014).

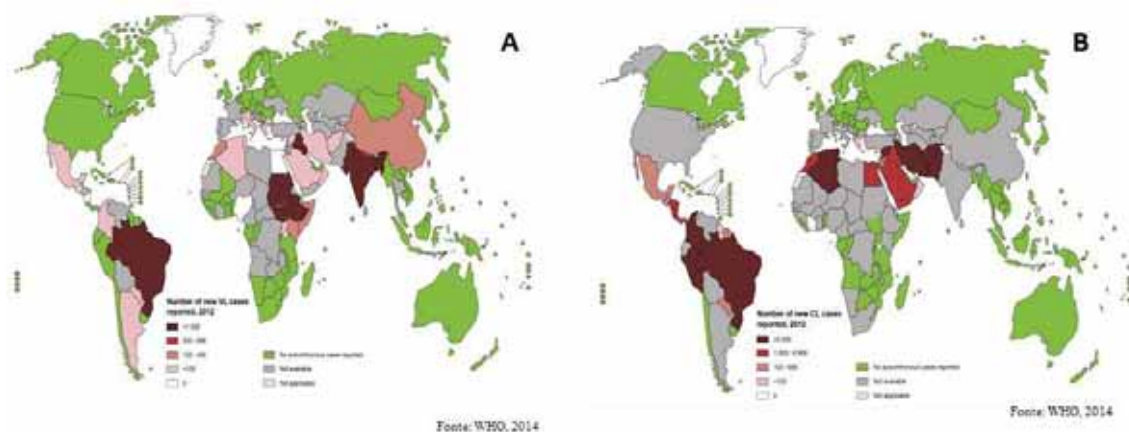


FIGURA 1. A. Distribuição mundial dos casos de Leishmaniose Visceral, 2012. B. Distribuição mundial dos casos de Leishmaniose Tegumentar, 2012

Consideradas doenças de notificação obrigatória, no período de 1990 a 2011, a Leishmaniose Tegumentar Americana (LTA) e a Leishmaniose Visceral Americana (LVA) deram origem a 656.651 casos confirmados no Brasil, sendo 587.962 casos de LTA e 68.689 casos de LVA, levando 2.704 pessoas a óbito. No mesmo período, em nove Estados (PA, TO, MA, PI, CE, PB, BA, MG e MS) a LVA matou mais que a dengue (BRASIL, 2012a, 2012b, 2012c; PRONIN, 2012). No Estado de São Paulo, no período de 2007 a 2014 foram registrados 2.507 casos confirmados de LTA e 1.786 casos confirmados de LVA com 109 óbitos (SÃO PAULO, 2014a, 2014b, 2014c).

No Brasil, eram consideradas doenças restritas às áreas rurais, mas a partir dos anos 80, com profundas mudanças na estrutura agrária, grande parte da população rural brasileira migrou para grandes centros urbanos. Este processo migratório, nem sempre ocorreu de maneira organizada, promovendo profundas mudanças ambientais, o que facilitou a adaptação dos vetores aos novos ambientes. Estas alterações contribuíram para uma significativa expansão geográfica e adaptação do parasita e dos vetores ao

meio urbano, facilitando a emergência e reemergência das leishmanioses (MARCELINO et al., 2011; OLIVEIRA et al., 2005).

A presença de vegetação, animais, recolhimento e destino de lixo incorretos e deficiente saneamento básico, principalmente em áreas de periferia, são os principais fatores de risco para que crianças, jovens do sexo masculino, idosos e imunocomprometidos adquiram a doença, principalmente se estiverem sob má nutrição (ROMERO e BOLEART, 2010).

A mudança no perfil epidemiológico das leishmanioses é motivo de alerta para que medidas sejam tomadas, afim de se controlar e diminuir a ocorrência da doença, visto que por sua diversidade de hospedeiros e adaptação dos vetores ao ambiente urbano, esta é uma difícil tarefa.

2. REVISÃO DE LITERATURA

2.1. LEISHMANIOSE TEGUMENTAR AMERICANA (LTA)

A LTA, também popularmente conhecida como ferida brava ou úlcera de Bauru, é uma doença primariamente zoonótica, envolvendo uma grande variedade de mamíferos silvestres como reservatórios do parasito, onde o ser humano pode ser envolvido secundariamente. No Brasil, sua transmissão é feita, principalmente, pelos flebotomíneos *Lutzomyia flaviscutellata*, *L. whitmani*, *L. umbratilis*, *L. intermedia*, *L. wellcome* e *L. migonei* (BRASIL, 2007).

Atualmente, 11 espécies dermatópicas de *Leishmania* causadoras de doença humana e oito espécies descritas somente em animais, são reconhecidas. No entanto, no país já foram identificadas sete espécies, sendo seis do subgênero *Viannia* (V) e uma do subgênero *Leishmania* (L). As três principais espécies são: *L.*(V.) *braziliensis*, *L.*(V.) *guyanensis* e *L.*(L.) *amazonensis* e, mais recentemente, as espécies *L.* (V.) *lainsoni*, *L.* (V.) *naiffi*, *L.* (V.) *lindenberg* e *L.* (V.) *shawi* foram identificadas em estados das regiões Norte e Nordeste (BRASIL, 2007).

Dentre os animais silvestres e domésticos, temos a preguiça (*Choloepus hoffmanni* e *Choloepus didactylus*), roedores dos gêneros *Proechmys*, *Rhipidomys*, *Oryzomys*, *Akodon*, *Rattus* e marsupiais (*Didelphis*), considerados primariamente reservatórios de *Leishmania* spp no contexto da LTA. Outros animais parecem desempenhar papel secundário. Entre os animais domésticos, os equídeos, felídeos e canídeos são considerados hospedeiros acidentais, uma vez que não há evidências que comprovem o papel desses animais como reservatório do parasito (CONDINO et al., 2004; SÃO PAULO, 2012a), porém, o ciclo de transmissão apresenta características peculiares de cada região endêmica e por esta razão, nem sempre é possível extrapolar dados de uma localidade para outra, pois as condições fitogeográficas tendem a ser distintas, podendo não haver similaridades entre os fatores bióticos como, a presença da mesma espécie de parasita, reservatórios silvestres e flebotomíneos (HEUSSER JUNIOR et al., 2010).

A LTA tem grande relevância como problema de saúde pública no Brasil, devido ao aumento da incidência e distribuição geográfica, ao potencial de urbanização

da doença e à maior prevalência dos casos em populações em situação de pobreza e com maior dificuldade de acesso aos serviços de assistência à saúde.

2.2. LEISHMANIOSE VISCERAL AMERICANA (LVA)

LVA, também conhecida como calazar, causada na América Latina pelo protozoário *Leishmania chagasi* (*sin. Leishmania infantum*), um parasita intracelular de células mononucleares, é uma zoonose potencialmente fatal, de caráter crônico e debilitante, que já foi diagnosticada em quase todos estados do Brasil.

Para a Medicina Veterinária, esta doença é de extrema importância, pois os cães são os principais alvos de polêmica, já que estes se comportam como os hospedeiros/reservatórios, e a presença destes, infectados, pode levar ao aumento da ocorrência humana. Por esta razão, A LVA será mais detalhada no presente trabalho.

Lutzomyia longipalpis e *Lutzomyia cruzi*, são as duas espécies, até o momento, relacionadas com a transmissão da LVA no país (BRASIL, 2006; SANTOS et al., 2009; SÃO PAULO, 2012b), sendo sua distribuição geográfica ampla e em expansão no país, por serem altamente adaptados ao ambiente urbano (ANDRADE, 2010). Entretanto, *L. forattini* e *L. almerioi* (GALATI et al., 1997; GALATI et al., 2006), também foram associados à doença no Estado do Mato Grosso do Sul, enquanto no Estado do Pará, *L. antunesi* é considerado um vetor alternativo (MISSAWA e DIAS, 2007).

No Brasil, os reservatórios do parasito são animais mamíferos, principalmente canídeos, sendo os mais importantes a raposa (*Lycalopex vetulus* e *Cerdocyun thous*, no ciclo silvestre e rural) e o cão (*Canis familiaris*, no ciclo rural e, particularmente, nas áreas urbanas). O papel do cão como reservatório da *Leishmania chagasi* (*sin. Leishmania infantum*) foi estabelecido no ano de 1955, ao ser constatada a transmissão de LVA em cães residentes em zona urbana do município de Sobral (CE) (LIMA et al., 2008; SÃO PAULO, 2012b). A importância do cão como reservatório de *Leishmania chagasi* (*sin. Leishmania infantum*) deve-se ao seu intenso parasitismo cutâneo e ser capaz de transmitir o parasita ao vetor mesmo assintomático, constituindo-se em elo essencial para disseminação e amplificação de focos e normalmente antecedendo o acometimento de casos humanos (NUNES et al., 2010; LAURENTI et al., 2013).

Em relação aos felinos domésticos, não existem dados suficientes na literatura para esclarecer seu papel no ciclo das leishmanioses, pois acredita-se que gatos infectados possuam certo grau de resistência natural à enfermidade provavelmente relacionada a fatores genéticos (KHAMESIPOUR et al., 2006; COSTA et al., 2010). Entretanto, na última década, relatos de gatos infectados foram frequentes (POLI et al., 2002; MANCIANTI, 2004; MAROLI et al., 2007; SERRANO et al., 2008; SOUZA et al., 2009).

O ciclo da doença possui três componentes principais: vetor, reservatório e o homem susceptível, sendo o cão o principal reservatório doméstico e importante fonte de infecção para o vetor.

As ações de controle estão centradas no diagnóstico precoce e tratamento adequado dos casos humanos, vigilância entomológica, saneamento ambiental e controle químico, vigilância e monitoramento canino com eutanásia de cães sororreagentes (BRASIL, 2006). Nesse contexto, uma vacina capaz de proteger o cão e, conseqüentemente, diminuir as taxas de transmissão para o homem seria de grande importância como medida adicional de controle da Leishmaniose Visceral Canina (LVC).

2.2.1. TRANSMISSÃO

A transmissão se dá pela picada das fêmeas de flebotomíneos infectadas. Entretanto, a ausência de *L. longipalpis* em algumas áreas onde há casos autóctones de LVC sugerem a participação de outras espécies de flebotomíneos ou a existência de outros meios de transmissão incluindo transplacentária (ROSYPAL et al. 2005), transfusão de sangue e venérea (SILVA et al. 2009). Entretanto a importância destes meios de transmissão ainda não é bem conhecida (QUINNELL e COURTENAY, 2009; REIS et al., 2012).

A positividade no PCR para *Leishmania* sp obtida em amostras de carrapato (*Rhipicephalus sanguineus*) (OTRANTO e DANTAS-TORRES, 2010; DANTAS-TORRES, 2011; TROTTA et al., 2012), pulga (*Ctenocephalides felis felis*) (COUTINHO e LINARDI, 2007; PAZ et al., 2010) e até mesmo outros dípteros, como *Migonomyia migonei* (França, 1920) (Diptera: Psychodidae: Phlebotominae)

(CARVALHO et al., 2010), *Forcipomyia (Lasiohelea)* sp (Diptera: Ceratopogonidae) (DOUGALL et al., 2011), *Culicoides nubeculosus* (Diptera: Ceratopogonidae) (SEBLOVA et al., 2012) e *Tabanus importunus* (Diptera: Tabanidae) (COELHO e BRESCIANI, 2013), chama atenção para a possibilidade de novos vetores.

2.2.2. DIAGNÓSTICO

O diagnóstico é baseado em características clínicas, epidemiológicas e laboratoriais (parasitológico, sorológico e molecular), tanto para o homem como para o cão (ARAUJO e SILVA, 2007).

Métodos sorológicos, por suas características próprias, são os de eleição e são largamente empregados por sua fácil e rápida execução, bem como sua confiabilidade em certas condições, como as de campanhas de saúde pública, onde se examina grande contingente populacional. O Ministério da Saúde recomenda a utilização do Ensaio Imunoenzimático (ELISA) para triagem inicial dos cães suspeitos e a Reação de Imunofluorescência Indireta (RIFI) para a confirmação dos casos positivos ou como uma técnica diagnóstica de rotina. O material recomendado para diagnóstico é soro sanguíneo, considerando-se positivos os soros reagentes nas diluições iguais ou superiores a 1:40 no caso dos cães, e 1:80 para o homem (BRASIL, 2006; 2011).

O teste imunocromatográfico DPP® (Bio-Manguinhos®) é um teste qualitativo para detecção de anticorpos anti-*Leishmania* que utiliza a proteína recombinante K39 (rK39) como antígeno, capaz de detectar infecção ativa em cães com diferentes formas clínicas da doença. Esta proteína é o produto de um gene clonado a partir de *L. chagasi* e que contém uma repetição de 39 aminoácidos conservados entre as espécies viscerotrópicas de *Leishmania* (*Leishmania donovani*, *L. infantum* e *L. chagasi*). A presença de anticorpos anti-rK39 é indicativo de infecção, e ainda não foi relatado a reatividade com outros tripanossomatídeos (QUEIROZ JUNIOR, 2011, GENARO et al., 1997).

O teste parasitológico é o método conclusivo de diagnóstico da doença, considerado o padrão ouro. O exame usualmente utilizado consiste na pesquisa direta em microscopia óptica das formas amastigotas em material obtido da borda da lesão por escarificação, biópsia com impressão por aposição e punção aspirativa. Após a

realização do esfregaço ou *imprint*, as lâminas devem ser coradas por Giemsa, Leishman ou Panótico. Este teste apresenta uma sensibilidade de 50-79% e depende do número de parasitas presentes na lâmina. Uma limitação dessa técnica é a incapacidade de determinar a espécie do parasito; contudo, a utilização de outras técnicas, como a imunohistoquímica e a reação em cadeia da polimerase (PCR) permitem a identificação do parasito, porém, não têm a praticidade de serem empregadas em triagens de campo (BENSOUSSAN et al., 2006; OLIVEIRA, 2009).

Romero e Bolaert (2010), ressaltam que intervenções de controle visando o reservatório cão exigem ensaios precisos, capazes de detectar as infecções assintomáticas, bem como sintomáticas. Validar tais testes não é uma tarefa fácil, já que não há padrão-ouro suficiente para o diagnóstico de infecção assintomática. Outro desafio enfrentado no diagnóstico canino é a distinção de resultados positivos da sorologia produzidos pela infecção natural daqueles induzidos por vacinas. O desenvolvimento e a validação adequada de testes com capacidade de discriminar os dois fenômenos são cruciais para evitar a interferência com intervenções concomitantes incluindo eutanásia de cães e vacinação na mesma área.

2.2.3. VIGILÂNCIA E CONTROLE

No Brasil, as primeiras tentativas de se criar um sistema de vigilância e controle das leishmanioses foram regulamentadas pelo Decreto nº 51.838, de 1963 e dentre elas, as relacionadas ao reservatório doméstico (cão) são consideradas, do ponto de vista social, as mais polêmicas, devido à indicação da eutanásia de cães infectados e a contra-indicação do tratamento canino como ferramentas para bloqueio da transmissão vetorial. Todavia, neste aspecto o Ministério da Saúde (MS) tem discutido amplamente o tema em conjunto com a Organização Pan-Americana da Saúde/Organização Mundial da Saúde (OPAS/OMS), pesquisadores, conselhos e associações de classe das áreas de medicina veterinária, medicina tropical e saúde coletiva, além de outros profissionais de saúde envolvidos com o Programa de Vigilância e Controle de Leishmaniose Visceral.

A posição de manter a proibição do tratamento de cães positivos para LV e recomendação da eutanásia para os mesmos é uma questão de saúde pública, afim de não se criar resistência aos poucos medicamentos utilizados no tratamento da

leishmaniose visceral em humanos e diminuir fonte de infecção para o vetor (BRASIL, 2008; 2009; DONATO et al., 2013).

A proximidade com os seres humanos e o intenso parasitismo cutâneo, além da capacidade de infectarem flebotomíneos, fazem o cão (*Canis familiaris*) ser considerado o reservatório mais importante na transmissão da LVA no meio rural e urbano, tanto no Brasil como nos demais países do continente Americano e na Europa mediterrânea. Embora não se possa estabelecer uma relação causa-efeito, parece haver uma correlação espacial entre a ocorrência da LVA em seres humanos e taxas elevadas de LVC, aumentando as chances, na presença do vetor, de transmissão da doença aos seres humanos (NEVES, 2005; WERNECK et al., 2007).

A base teórica que dá sustentação às ações do Programa de Controle da Leishmaniose Visceral (PCLV) é a premissa de que a incidência da infecção humana está diretamente relacionada ao número de cães infectantes e à capacidade da população de flebotomíneos de transmitir infecção do cão para o homem, por este motivo, o programa preconiza o sacrifício de todos os cães soropositivos para *L. chagasi*. Alguns autores como Courtenay et al. (2002), Michalsky et al. (2007), Verçosa et al. (2008), afirmam que dentre cães infectados, animais sintomáticos apresentam um maior parasitismo cutâneo quando comparado com animais assintomáticos, fazendo com que a transmissão do parasito ao flebotomíneo ocorra de forma mais efetiva pelo animais sintomáticos (CUTOLO, 2011). Entretanto, não se pode ignorar a importância do cão assintomático, devido a presença, mesmo que em menor quantidade, do parasitismo cutâneo, possibilitando assim, a infecção do vetor (LAURENTI et al., 2013).

A Secretaria de Estado da Saúde (SÃO PAULO, 2006) recomenda que seja realizado inquérito sorológico canino amostral um nível de significância de 5%, no caso da prevalência da doença esperada inferior a 1%, apenas em municípios receptivos (com presença de *Lutzomyia longipalpis*) ou em municípios com transmissão canina confirmada da LVA, direcionando as atividades de eliminação do reservatório.

A eliminação canina como estratégia de controle é questionada devido à complexidade de fatores envolvidos no processo, o alto custo, a efetividade duvidosa, e a reposição de cães suscetíveis na população, que pode chegar a 45%, possibilitando a entrada de indivíduos mais jovens e susceptíveis à infecção (NASCIMENTO et al., 2008; NUNES et al., 2008; LEMOS et al., 2008; QUINNELL e COURTENAY, 2009).

Dentre esses cães repostos, segundo Dantas-Torres & Brandão-Filho (2006), 15% podem já apresentar a infecção.

Outro problema que causa a interrupção das ações de controle é a não entrega do cão soropositivo para ser sacrificado. A ação de eliminação canina é uma recomendação do programa de controle, porém o animal deve ser doado pelo proprietário, em alguns casos pode-se levar o caso ao conhecimento jurídico. Muitos proprietários recusam-se a entregar o animal e/ou transferem-no de local, o que possivelmente coopera com a dispersão da doença (FERROGLIO et al., 2007; FRED, 2011).

Dentre os possíveis fatores que resultam na baixa efetividade das atividades propostas pelo programa, estão as estratégias descontinuadas por diversas razões, como problemas orçamentários e escassez de técnicos adequadamente treinados; resistência dos proprietários na retirada dos animais infectados, uma vez que não há instrumentos jurídicos que garantam a obrigatoriedade na entrega do animal; descentralização das ações de controle de endemias sem garantia de existência de infraestrutura local para desenvolvimento de tais ações; demora entre o diagnóstico e a remoção do cão soropositivo; a baixa sensibilidade, especificidade e reprodutibilidade dos testes sorológicos utilizados pelo PCLV (RIFI e ELISA), possibilitando a permanência de animais com exame falso-negativos (FERROGLIO et al., 2007; FRED, 2011).

O diagnóstico da LVC está fundamentado nos aspectos clínicos e na visualização de formas amastigotas de *Leishmania* sp em esfregaços de aspirado de baço, medula óssea e linfonodo. Além disso, atualmente, o monitoramento da doença é realizado com os testes sorológicos, como o Teste Rápido DPP® Leishmaniose Visceral Canina (Bio-Manguinhos), em campanhas de triagem (QUEIROZ JUNIOR, 2011) e imunoenzimático (ELISA), para confirmação dos positivos no DPP®.

Oliveira et al. (2008) demonstraram a não reatividade cruzada de soros de cães positivos para *L. (L.) chagasi* com antígenos de *Ehrlichia canis* e de *Babesia canis* pelo ELISA e RIFI, sendo a co-infecção em cães um achado frequente em áreas endêmicas para a LVC, porém reações cruzadas com *Trypanosoma cruzi* e *L. braziliensis* podem ocorrer e assim, dar origem a um resultado falso-positivo para LVC (VEXENAT et al., 1996).

Diferentes medidas de controle do reservatório canino vêm sendo sugeridas como o uso de coleiras impregnadas com inseticida, o tratamento com protocolos que

diferem dos protocolos usados no tratamento de humanos, a vacinação, o uso de inseticidas tópicos e campanhas de esterilização para o controle da densidade da população canina (COSTA, 2012).

O tratamento de animais infectados com medicamentos antimoniais e/ou a base de anfotericina, não é uma estratégia efetiva, pela criação de uma futura resistência dos parasitas aos dois únicos princípios ativos disponíveis no mercado e utilizados no tratamento de humanos, uma vez que estas drogas não atuam como leishmanicidas e sim como leishmanióstáticos e por esta razão, o animal pode apresentar recidivas. Além disso, os custos do tratamento de um animal com LVC podem chegar a até R\$400,00/mês (comunicação pessoal), além de uma série de complicações para o paciente devido os efeitos nefrotóxico, hepatotóxico, neurotóxico e cardiotoxico causados pelas drogas de escolha.

Modelos matemáticos sugerem que o combate e controle do vetor e a vacinação de cães são medidas mais eficazes que a eutanásia (DYE, 1996). Assim, a utilização de colares impregnados com deltametrina pode reduzir significativamente o risco de infecção de cães e humanos (KILLICK-KENDRICK et al., 1997; DAVID et al., 2001; GAVGANI et al., 2002; REITHINGER et al., 2004; CAMARGO-NEVES et al., 2006; HARHAY et al., 2011). A aplicação de produtos à base de permetrina, diretamente nos cães tem demonstrado, durante períodos de 15 a 30 dias, alta capacidade letal e repelente para os flebotomíneos (GONTIJO et al., 2004; CAMARGO-NEVES et al., 2006).

No Brasil, os laboratórios Fort Dodge Saúde Animal e Hertape Calier Saúde Animal estão comercializando, as vacinas contra leishmaniose visceral canina Leishmune® e Leish-Tec® respectivamente, devidamente registradas no Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento (MAPA). Contudo, apenas a LeishTech® tem aprovação de ambos os ministérios (Ministério da Saúde e MAPA) por atender as exigências da Instrução Normativa Interministerial Nº31 de 9 de julho de 2007.

Segundo a Instrução Normativa nº 31, os estudos de desenvolvimento de vacinas deveriam acompanhar um organograma de fases de pesquisa que vão desde a Fase I, que visa a pesquisa de dosagem, toxicidade, efeitos colaterais e imunogenicidade da vacina, até a Fase IV, que foca a vigilância após a comercialização do produto. Esse processo passa pela Fase II, que visa demonstrar a eficácia (no caso de vacina, a

proteção), a segurança e a aceitabilidade do produto e pela Fase III, que visa determinar a eficácia do produto em indicações específicas e precisar seus efeitos colaterais através da comparação do novo produto com o produto tradicional ou com placebo.

A decisão de se utilizar a vacina como método de proteção individual para cães envolve alguns cuidados prévios, pois a recomendação da vacinação é somente para animais assintomáticos que previamente realizarem os testes sorológicos, utilizando kit's de diagnóstico registrados no MAPA e que tiverem diagnóstico sorológico negativo. Além disso, é necessário que o proprietário seja esclarecido pelo médico veterinário que recomendar a vacina, que existe a possibilidade biológica do animal não responder, pois a imunidade é uma resposta individual e que existem inúmeros fatores que interferem na resposta individual como idade do animal, raça, estado nutricional e status imunológico.

Este cuidado é necessário, pois os níveis de anticorpos anti-*Leishmania* de cães vacinados podem ser detectados por meses, podendo assim, um animal apresentar-se reagente aos testes oficiais e erroneamente, ser destinado à eutanásia (MARCONDES et al., 2013).

Apesar do esforço despendido por diferentes grupos de pesquisa para identificação de uma vacina anti-LV e alguns resultados mostrando a correlação entre a vacinação de animais e a diminuição da incidência de casos de LV em humanos (PALATNIK-DE-SOUSA et al., 2009; FERNANDES et al., 2012), até o presente momento o Ministério da Saúde ainda não indica nenhum candidato vacinal para ser empregado na campanha de controle da LVC em nosso país. Tais fatos ressaltam a importância de estudos que busquem o desenvolvimento de novos antígenos e protocolos vacinais contra LVC, que poderão ser utilizados em futuras campanhas de controle desta doença (MENDONÇA, 2013).

Em razão da magnitude, expansão geográfica e controle complexo, caro e laborioso da doença, o controle do vetor pode representar uma alternativa para o controle da LVA e de outras zoonoses transmitidas pelos flebotomíneos, como a bartonelose e as arboviroses (TESH e GUZMAN, 1996; FELICIANGELI, 2004).

Romero e Boelaert (2010) ao analisarem alguns trabalhos referentes ao controle da LV na América Latina observaram que intervenções de controle vetorial são mais bem aceitas pelas populações afetadas, mas eles precisam de um estudo mais

aprofundado. Um melhor conhecimento da sazonalidade e comportamento do vetor é necessário para o sucesso destas intervenções.

2.2.4. O VETOR

Popularmente conhecido por mosquito palha, birigui ou cangalhinha, os flebotomíneos são pequenos, cobertos por pêlos e de coloração clara (cor de palha ou castanho claro) (Figura 2) e são facilmente reconhecíveis pelo seu comportamento ao voar em saltitos e pousar com as asas entreabertas e ligeiramente levantadas, em vez de se cruzarem sobre o dorso (SUCEN, 2012).

No Estado de São Paulo, 69 espécies de flebotomíneos têm sido relatadas (SHIMABUKURO e GALATI, 2011).

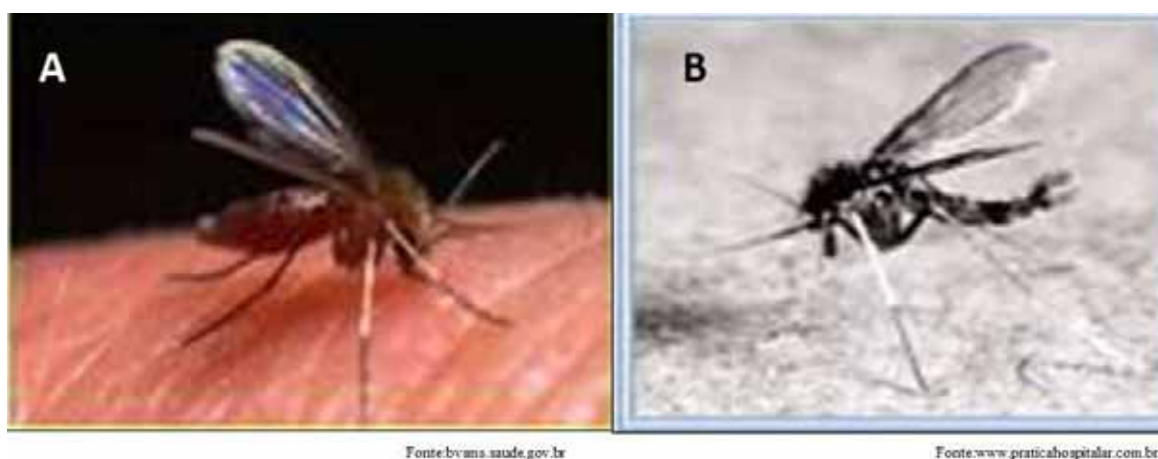


FIGURA 2. Exemplos de *Lutzomyia longipalpis*. A. Fêmea. B. Macho.

A primeira descrição da ocorrência de *Lutzomyia longipalpis*, no Estado de São Paulo, foi feita por Lutz e Neiva (1912) quando mencionaram a presença da espécie no Bairro do Bosque da Saúde do município de São Paulo. Todavia, Pinto (1939) assinala que a identificação foi errônea e que na verdade os espécimes a que esses autores fizeram referência eram de *L. fischeri* (Pinto, 1926). Portanto, a primeira vez que a espécie foi verdadeiramente assinalada no estado, foi no município de Salto de Pirapora relatado por Forattini (1970) (CAMARGO-NEVES et al., 2006). Desde então, a presença deste flebotomíneo foi observada em 148 municípios paulistas (Figura 3) (CIARAVOLO, 2013).

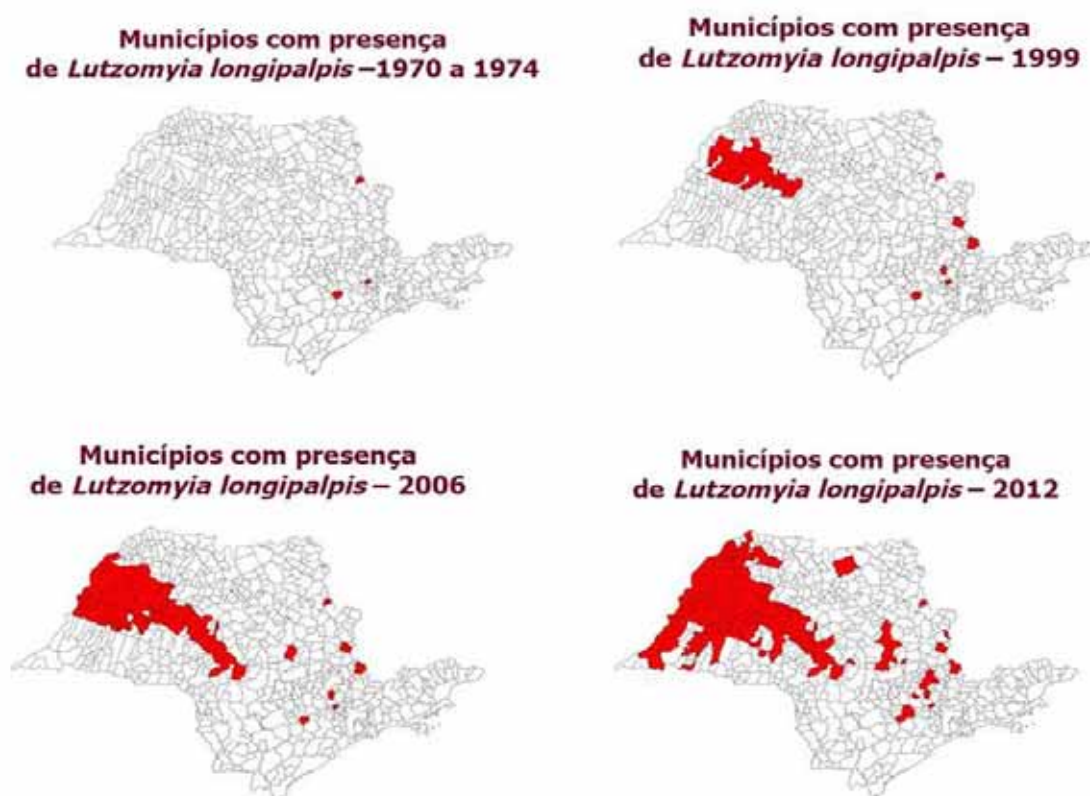


FIGURA 3. Distribuição do *Lutzomyia longipalpis* no Estado de São Paulo.

Fonte: CLARAVOLO, 2013

O desenvolvimento do vetor compreende quatro fases: ovo, larva (com quatro estádios), pupa e adulto (Figura 4). Após a cópula as fêmeas colocam seus ovos, aproximadamente 40 ovos de acordo com a espécie, sobre um substrato úmido no solo e com alto teor de matéria orgânica, para garantir a alimentação das larvas. De forma elipsóide ou ovóide, os ovos podem medir, segundo a espécie, de 300 a 500 μm de comprimento por 70 a 150 μm de largura (BRASIL, 2006).

As formas larvares são pequenas, brancas e, logo após a eclosão, alimentam-se das cascas dos ovos e de matérias orgânicas disponíveis e desenvolvem-se em média entre 20 a 30 dias de acordo com as condições do meio ambiente, sendo que em condições adversas, as larvas de quarto estágio podem entrar em diapausa, que é a parada do desenvolvimento que possibilita a resistência até um período favorável ao seu desenvolvimento (BRASIL, 2006; GUSHI, 2008).

Após esse período, as larvas de quarto estágio se transformam em pupas, que são mais resistentes às variações de umidade do que os ovos e as larvas. Normalmente, não se alimentam e permanecem imóveis e fixas ao substrato pela extremidade posterior,

mantendo sua respiração aérea. O período pupal em condições favoráveis tem duração em média de uma a duas semanas (BRASIL, 2006).

O desenvolvimento do ovo ao inseto adulto decorre um período de aproximadamente 30 a 40 dias de acordo com a temperatura, sendo a longevidade das fêmeas estimada em média de 20 dias (BRASIL, 2006).

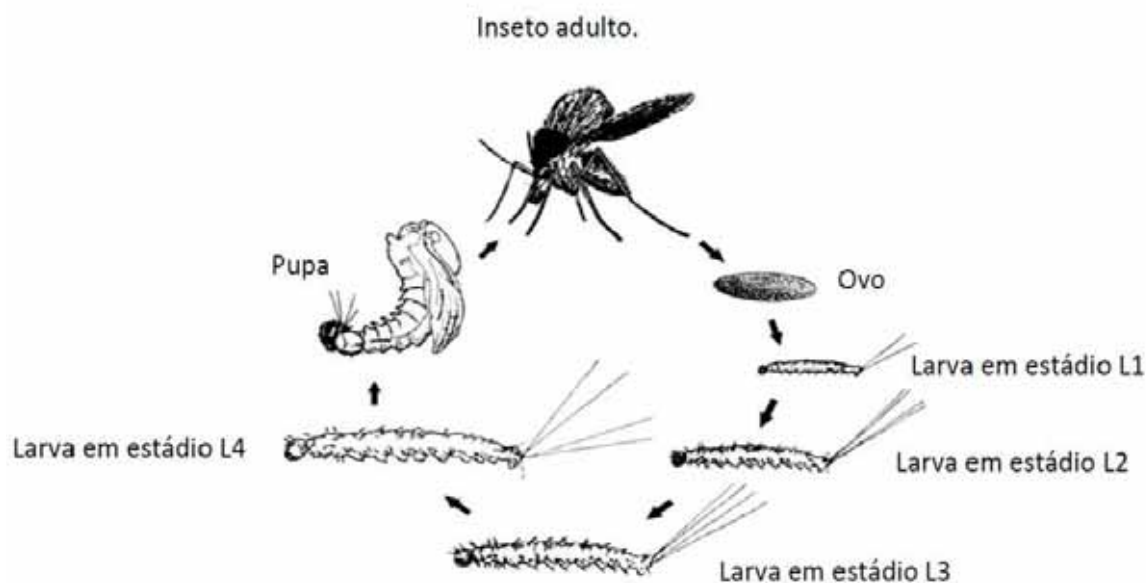


FIGURA 4. Ciclo de vida do *Lutzomyia longipalpis*.

Os adultos apresentam dimorfismo sexual nas diferenças da forma do corpo, e também no comportamento alimentar que se expressa na hematofagia da fêmea. São pequenos, medindo de 1 a 3 mm de comprimento, possuem o corpo coberto por pêlos finos, apresentam escamas intermescladas sobre as asas e esternitos abdominais. Estes insetos possuem como característica acentuada, a posição da cabeça formando um ângulo de 90° em relação ao eixo longitudinal do tórax; quando vivos, em posição de repouso, as asas são mantidas divergentes em posição semiereta e possuem extremidade posterior do abdome bem diferenciada: sendo nos machos bifurcada e nas fêmeas pontiaguda ou ligeiramente arredondada (GUSHI, 2008).

Neste grupamento de insetos, o abdome das fêmeas tem a extremidade posterior romba e arredondada, com cercos pouco desenvolvidos e no seu interior há um par de

espermatecas onde é armazenado o sêmen dos machos, que apresentam a extremidade posterior do abdome ou terminália, constituída de apêndices em forma de ganchos.

Ambos os sexos possuem a necessidade de consumir carboidrato como fonte de energia. Estudos sobre flebótomos capturados em campo revelaram a presença da melesitose e do seu produto da hidrólise, a tiranose, em seus tratos digestórios. A melesitose é um constituinte da substância pegajosa produzida e excretada por afídios (pulgões) e depositada sobre a superfície das folhas e caules de plantas em que se alimentam da seiva. Outro açúcar encontrado na substância pegajosa é a frutomaltose, cujos produtos de decomposição (maltose, sacarose, glucose, frutose) são os açúcares mais comumente encontrados nos flebotomíneos capturados em campo (SOARES e TURCO, 2003; BRASIL, 2006; GUSHI, 2008).

Suas peças bucais são do tipo sugador pungitivo, constituídas pelo labro, um par de mandíbulas, hipofaringe, um par de maxilas e lábio. Nos machos, geralmente a mandíbula esta ausente. Pouquíssimos grupos apresentam a mandíbula rudimentar, o que os incapacita de penetrar a pele de vertebrados e, portanto, os impedem de alimentarem-se de sangue. Assim, somente as fêmeas alimentam-se de sangue, o qual é a fonte de proteínas e aminoácidos necessários para o desenvolvimento dos ovos (GALATI, 2003).

Somente as fêmeas são hematófagas obrigatórias e sugam uma ampla gama de animais vertebrados de sangue quente. Alexander et al. (2002) *apud* VIGILATO (2004) concluíram que apesar das criações domésticas de galinhas (*Gallus gallus*) atraírem *Lutzomyia longipalpis*, as aves não mantêm a infecção por *Leishmania*, não sendo consideradas fontes de infecção, mas importantes para a manutenção do vetor no meio ambiente. Já Moreira Júnior et al. (2003) verificaram que a presença de outros animais (equinos e suínos) pode aumentar o risco de infecção pela LVA. Contudo, observa-se que na zona urbana, o cão parece ser a principal fonte de alimentação (VIGILATO, 2004).

Missawa et al. (2008) observaram que a preferência alimentar de fêmeas *Lutzomyia longipalpis* foi aves (30.8%) seguida por roedores (21.2%), mas também elas se alimentam com sangue de humanos, gambás, bovinos, equinos e cães, demonstrando assim a capacidade de adaptação desta espécie. Dias et al. (2003) e Rangel et al. (1986) também observaram hábito alimentar eclético de fêmeas *Lu. Longipalpis*.

A atividade hematofágica, predominantemente noturna, inicia-se após o crepúsculo. Tanto o macho quanto a fêmea tendem a não se afastar muito de seus criadouros ou locais de abrigo, podendo se deslocar até cerca de 1000 metros, com a expressiva maioria não indo além dos 250 metros e podem sobreviver entre 20 a 30 dias (BRASIL, 2006).

A distribuição dos flebotomíneos depende de fatores ambientais locais, tais como precipitação e temperatura, fatores físicos, tais como barreiras geográficas e disponibilidade de habitat e fatores bióticos, como a distribuição e abundância de hospedeiros vertebrados (LANE, 1988; BELEN e ALLEN, 2006).

Belen e Allen (2006) observaram que a altitude influenciou o tempo de desenvolvimento de ovo a adulto, enquanto Marcondes et al. (1999) observaram que a altitude influencia o tamanho das estruturas de alguns flebotomos.

O ciclo reprodutivo dos flebotomíneos desempenha um importante papel na epidemiologia das doenças transmitidas por eles. Parâmetros como taxa de fecundidade, mortalidade, densidade, distribuição por idade, migração e variação genética podem aumentar ou diminuir o risco de estabelecimento de determinada doença em determinado local pelo desenvolvimento ou não de populações do vetor (BLACK e MOORE, 1996).

Os flebotomíneos se adaptam bem a abrigos úmidos e escuros, saindo destes, em geral, em condições de alta umidade e de temperaturas moderadas. Vivem, preferencialmente, ao nível do solo rico em matéria orgânica, próximos a vegetação em raízes e/ou troncos de árvores ou dejetos de animais, podendo ser encontrados em tocas de animais (FELICIANGELI, 2004; ALENCAR et al., 2011; SUCEN, 2012b).

A maioria das espécies é associada a florestas de vários tipos ou vive em cavernas e cavidades entre pedras; exemplares de várias espécies frequentam principalmente as copas das árvores e outras, o nível do solo, além de mudarem de ambiente de acordo com o horário. A localização dos criadouros costuma ser extremamente difícil, mesmo em locais com muitos adultos. Esta dificuldade é devida provavelmente à grande dispersão dos criadouros e à falta de conhecimento sobre suas características, sendo necessários muitos estudos (FELICIANGELI, 2004; FREHSE, 2008; FAIMAN et al., 2011).

Os esforços para combater o vetor são direcionados, principalmente para as formas adultas dos flebotomíneos, pois os criadouros da maioria das espécies são ainda desconhecidos. O combate ao vetor é realizado por borrifações do domicílio e peridomicílio com produtos à base de organoclorados, organofosforados e piretróides sintéticos. Entretanto, o surgimento potencial de resistência a inseticidas, também deve ser considerados para o planejamento de longo prazo de qualquer intervenção de controle vetorial (ROMERO e BOELAERT, 2010).

Colares impregnados com inseticida parecem ter um efeito residual mais longo e as vantagens teóricas sobre os outros métodos. O saneamento ambiental, com a limpeza de quintais e lotes e educação sanitária da população, são medidas que, se adotadas em conjunto, surtirão efeito no controle do vetor.

Em relação à estruturação de ações de vigilância e controle da LVA, o Estado de São Paulo classifica seus municípios com base na existência ou não de transmissão canina e/ou humana, presença ou ausência do vetor e distância do município em relação à áreas endêmicas, com circulação de pessoas ou animais para estas áreas (Figura 5) (SÃO PAULO, 2011).

Até o ano de 2011, 100 municípios paulistas apresentaram transmissão de LVA, sendo que destes, 66 apresentaram casos humanos e caninos autóctones, cinco registraram casos humanos autóctones, embora sem detecção de autoctonia canina e 29 municípios tiveram somente transmissão canina; entretanto, 125 municípios apresentaram a presença do vetor *Lutzomyia longipalpis*, sendo que em 92 destes ocorreu transmissão canina e/ou humana de LVA, porém, os outros 33 não registraram casos caninos e/ou humanos da doença, sendo, portanto, classificados como silenciosos receptivos vulneráveis (SRV) (SÃO PAULO, 2011).



FIGURA 5. Classificação dos municípios para a vigilância e controle da leishmaniose visceral americana no estado de São Paulo (Fonte: Manual de Vigilância e Controle da Leishmaniose Visceral Americana do Estado de São Paulo, 2006).

Nos 520 municípios em que o vetor não foi detectado, 330 estão classificados como silenciosos não receptivos vulneráveis (SNRV), 180 como silenciosos não receptivos não vulneráveis (SNRNV) e oito municípios apresentaram registro de casos autóctones, porém sem a confirmação do vetor, e dois municípios estão classificados como em investigação (SÃO PAULO, 2011).

O programa brasileiro de controle da leishmaniose visceral sugere três medidas básicas para impedir o avanço da doença no país: a detecção e tratamento de casos humanos, a eliminação de reservatórios domésticos e controle dos vetores da área de foco, ou seja, a área que compreende 200m em torno do caso humano ou canino notificado pelos órgãos responsáveis (SÃO PAULO, 2006).

3. JUSTIFICATIVA

Localizados na região centro-oeste do Estado de São Paulo (Figura 6), Lençóis Paulista está classificado como município com transmissão canina e humana e Botucatu como município silencioso, não receptivo e vulnerável. Embora não possua casos autóctones humanos e caninos, e nem a presença comprovada do vetor, Botucatu se encontra próximo e com fluxo frequente de animais e pessoas para municípios com epidemias recentes, como Bauru, Agudos e Lençóis Paulista, que apresentam transmissão confirmada e são municípios, assim como Botucatu, localizados às margens da Rodovia Marechal Rondon, uma das vias mais movimentadas do interior paulista e possível rota de disseminação da infecção pelo estado (SÃO PAULO, 2011).

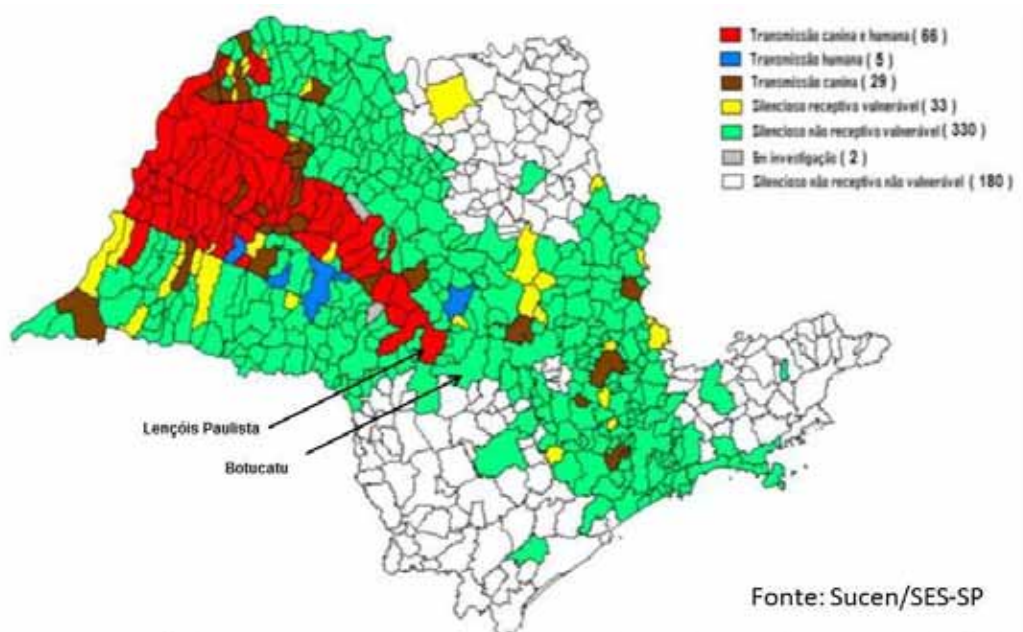


FIGURA 6. – Distribuição de municípios do Estado de São Paulo segundo a classificação epidemiológica para leishmaniose visceral americana, novembro de 2011.

No período entre 2002 e 2011, o município de Botucatu registrou 16 casos de LTA e nenhum caso de LVA, enquanto que no período entre 1999 e 2014, Lençóis Paulista registrou 5 casos de LTA e 3 casos de LVA, sendo o último caso confirmado em 2013 (SÃO PAULO, 2014 a,b,c).

O acompanhamento sistemático da superfície do solo revelou a existência de locais adequados para a oviposição e o desenvolvimento de flebotomíneos imaturos no peridomicílio. A utilização de armadilhas no solo é um método de identificação dos locais de desenvolvimento natural dos flebotomíneos e os estudos da biologia larval, têm justificado o desenvolvimento de possíveis medidas para o controle do vetor nesta fase, uma vez que existe dificuldade em se controlar o adulto. Nestas condições, faz-se necessário o controle da forma larval, impedindo seu desenvolvimento e quebrando o ciclo reprodutivo, uma vez que o controle de vetores continua sendo a mais importante ferramenta na prevenção de surtos das doenças transmitidas por eles, segundo a WHO (2014).

4.OBJETIVOS

4.1. OBJETIVO GERAL

Utilizar armadilha de emergência para localizar criadouros naturais de flebotomíneos em área com transmissão e sem transmissão da LVA, para posterior associação características do solo e do ambiente que possam favorecer o desenvolvimento das larvas de *Lutzomyia* spp. em ambientes urbanos.

4.2. OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- I. Realizar análises físico-químicas em amostras de solo provenientes de municípios com e sem transmissão de LVA,
- II. Identificar áreas de maior risco para criação e manutenção dos flebotomíneos baseado nas características ambientais associadas aos resultados das análises de solo,
- III. Realizar algumas considerações sobre a distribuição espacial das espécies identificadas.

5. MATERIAIS E MÉTODOS

5.1 .Características dos municípios

O município de Botucatu está localizado na região central do Estado de São Paulo, a 240 Km da capital do estado, a uma latitude 22°52'20", longitude 48°26'37" e uma altitude que varia de 400 a 950 m em relação ao nível do mar. Possui uma área total de 1522 Km² e faz limite com os municípios de Anhembi, Bofete, Pardinho, Itatinga, Avaré, São Manuel, Dois Córregos e Santa Maria da Serra. É importante rota de acesso para o interior paulista, sendo dividido pela Rodovia Marechal Rondon, que praticamente atravessa o estado; ainda faz ligação com a Rodovia Castelo Branco, outra importante via de acesso entre a capital e o interior. Sua população estimada pelo IBGE em 2010 é de 127370 habitantes (IBGE, 2010). O clima predominante é subtropical úmido com invernos secos e verões quentes. A temperatura média é de 19°C . O município está inserido nas bacias hidrográficas dos rios Pardo e Tietê e é cortado por três ribeirões municipais, o Tanquinho, o Lavapés e o Água Fria, que se encontram dentro do município, e seguem até o rio Tietê.

Lençóis Paulista está localizado a 300 km da capital, a uma latitude 22°35'55" , longitude 48°48'01" e altitude de 565m acima do nível do mar. Sua população é de 70.331 habitantes (IBGE, 2010) e possui uma área de 808 km² , fazendo limite com os municípios de Pederneiras, Macatuba, Avaré, Botucatu, São Manuel, Areiópolis, Borebi e Agudos. Seu território é drenado pelas águas dos rios Lençóis e da Prata. O clima predominante é tropical de altitude, com máximas próximas a 38°C entre novembro e fevereiro, e mínimas próximas a -3°C negativos entre junho e agosto. Suas principais rotas de acesso são as rodovias SP-300 - Rodovia Marechal Rondon e SP-261 - Rodovia Osni Matheus.

5.2. Captura, identificação de flebotomíneos e caracterização do ambiente

Para a captura, foram utilizadas armadilhas de emersão, feitas por um recipiente com base redonda de 45 cm de diâmetro e 15 cm de altura (Figura 7), de cor escura, fixada no solo. Um furo com 10 cm de diâmetro foi realizado na base da bacia, onde uma ligação de tubo PVC (luva simples de 100 mm), com 9,9 cm de altura e 10 cm de diâmetro foi acoplada e em seguida, um tubo PVC de 10 cm de altura foi inserido e coberto na parte superior com uma tela milimetrada, para evitar que os flebotomíneos escapassem. A superfície do interior deste tubo era coberta com um adesivo de 10 x 22 cm, que atuou como uma armadilha para os dípteros recém-emergidos que atraídos pela luz, foram barrados pela tela na extremidade superior do tubo de colheita, e ao tentarem voar, ficaram presos no adesivo. A vistoria das armadilhas foi realizada num intervalo de 15 dias, conforme Casanova (2001).



FIGURA 7. A – Modelo adaptado de Casanova (2001). B e C – Confeção das armadilhas. D – Armadilha fixada no solo. Botucatu, 2014.

Assim que retiradas dos domicílios, as armadilhas foram encaminhadas para o Laboratório de Parasitologia/IBB/UNESP Botucatu, onde se realizava a retirada e triagem dos insetos. Os caracterizados como flebotomíneos foram enviados ao

Laboratório de Parasitologia, da Faculdade de Ciências Farmacêuticas – FCFAR/UNESP Campus Araraquara, para identificação segundo Galatti (2003).

A identificação dos insetos durante a triagem, baseou-se em McAlpine (1981) e Borror e Delong (1988) e após armazená-los em solução álcool 70%. Os demais dípteros foram enviados ao Laboratório de Morfologia e Evolução de Dípteros, da Faculdade de Filosofia, Ciências e Letras – FFCLRP/USP Campus Ribeirão Preto, para confirmar os achados.

Também foram retiradas amostras de solo dos terrenos onde as armadilhas foram montadas, no ato da retirada da mesma, onde uma porção de aproximadamente 800g de solo foi retirada, a uma profundidade de 5cm e, após identificadas e armazenadas em sacos plásticos transparentes, foram encaminhadas ao Laboratório de Solos da Faculdade de Ciências Agronômicas – FCA/UNESP Campus de Botucatu, afim de se analisar matéria orgânica, pH, granulometria e densidade do solo, macro e micro nutrientes, alumínio e enxofre, conforme descrito por Van Raij *et al.*(2001) para análises químicas, e por Silva (1999), para as análises físicas (Figura 8).



Fonte: Silva, 2013

FIGURA 8. A – Colheita e armazenamento do solo. B,C,D e E – Amostras em processamento no Laboratório de Solos FCA/UNESP Campus Botucatu. Botucatu, 2014.

5.3. Amostragem

Para a determinação do número de armadilhas bem como os locais para sua colocação, foi realizada uma amostragem não probabilística intencional (COCHRAN, 1977), desde que fossem observadas obrigatoriamente, as seguintes características: terreno com área verde e piso de terra, apresentando alto índice de sombra e umidade, presença de matéria orgânica em decomposição somada à presença de animais domésticos (cão e gato) e/ou de criação (galinha, equino, suíno, etc.), que pudessem servir de fonte de alimento para flebotomíneo (Figura 9), bem como, a presença de flebotomíneos adultos capturados previamente pelas equipes de controle de vetores locais, com a utilização de armadilhas luminosas tipo CDC. Montou-se 333 armadilhas em imóveis que apresentaram tais características.



FIGURA 9. Terreno com área verde e alto índice de sombra e umidade, piso de terra e presença de matéria orgânica em decomposição somada à presença de animais domésticos e/ou produção, foram características dos imóveis escolhidos. Botucatu, 2014.

5.4. Análise estatística

Para medidas de associação entre variáveis qualitativas, foi utilizado o Teste de Goodman (GOODMAN, 1964, 1965) para contrastes entre e dentro de populações multinominais e para as variáveis quantitativas, foram utilizados o Teste Não-Paramétrico de Mann-Whitney e Teste t de Student. Todas as discussões analíticas no plano estatístico foram realizadas no nível de significância 5%.

6. RESULTADOS

No período entre Novembro de 2012 e Janeiro de 2014, foram instaladas 333 armadilhas em área urbana, sendo 161 armadilhas no município de Lençóis Paulista e 172 no município de Botucatu (Figuras 10 e 11).

Através destas, foram capturados 11.857 insetos, dos quais 9.239 pertenciam à Ordem Diptera e 2.618 distribuíam-se entre indivíduos das Ordens Hymenoptera, Coleoptera, Collembola, Orthoptera, Homoptera, Dermaptera e Lepidoptera.

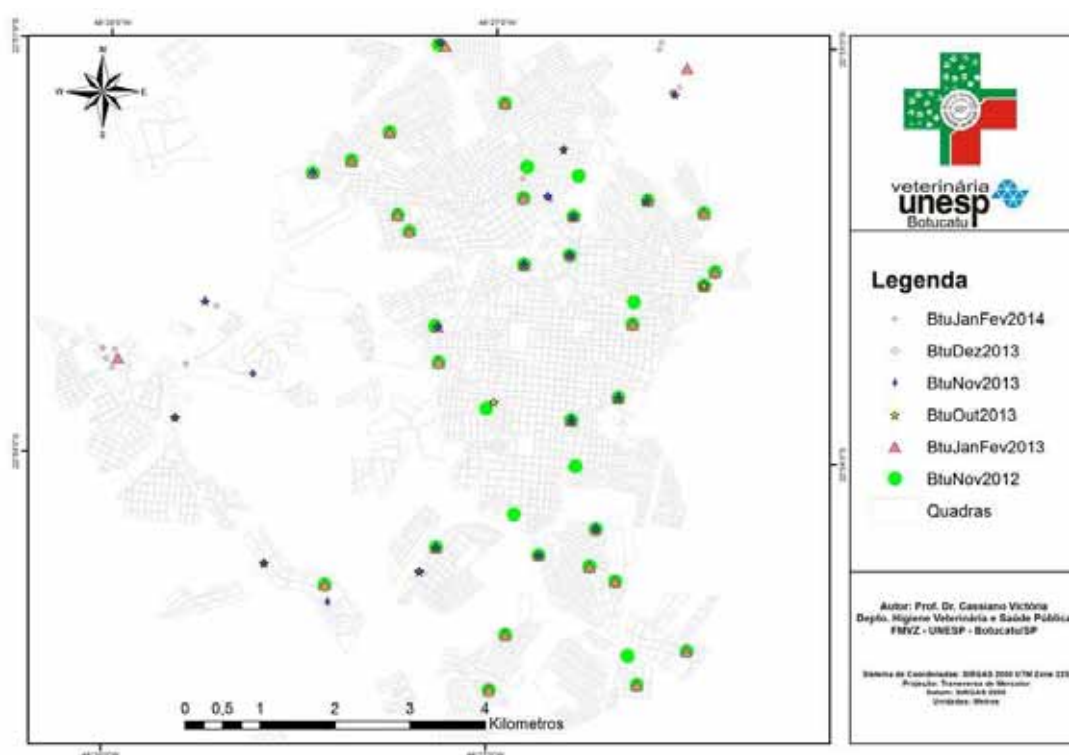


FIGURA 10. Distribuição das armadilhas no município de Botucatu/SP, 2012-2014.

Dentre os dípteros, as subseções Acalyptratae e Calyptratae, bem como, as famílias Sciaridae, Chironomidae, Phoridae, Drosophilidae, Mycetophilidae, Cecidomyiidae, Hybotidae, Muscidae, Culicidae, Keroplatidae, Dolichopodidae, Tipulidae, Ceratopogonidae, Tephritidae, Ditomyiidae, Scatopsidae, Micropezidae, Bibionidae e Psychodidae foram identificadas

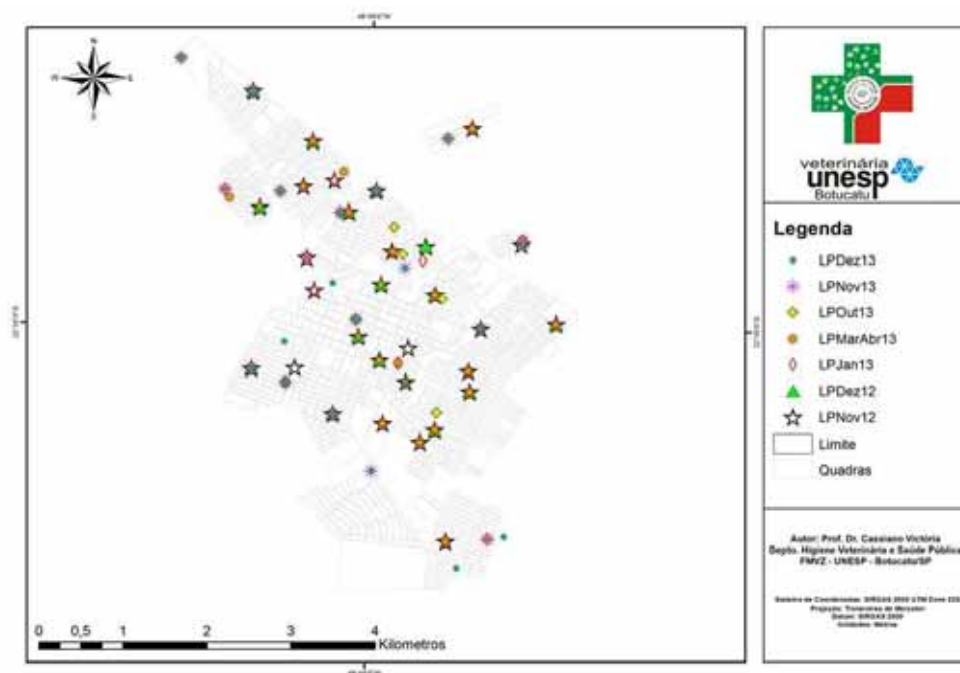


FIGURA 11. Distribuição das armadilhas no município de Lençóis Paulista/SP, 2012-2013.

Observou-se a presença de 107 *Psychoda alternata* (Diptera: Psychodidae: *Psychoda*) em 6% (20/333) das armadilhas estudadas, presentes em 9 residências do município de Lençóis Paulista e 11 de Botucatu (Figuras 12 e 13).

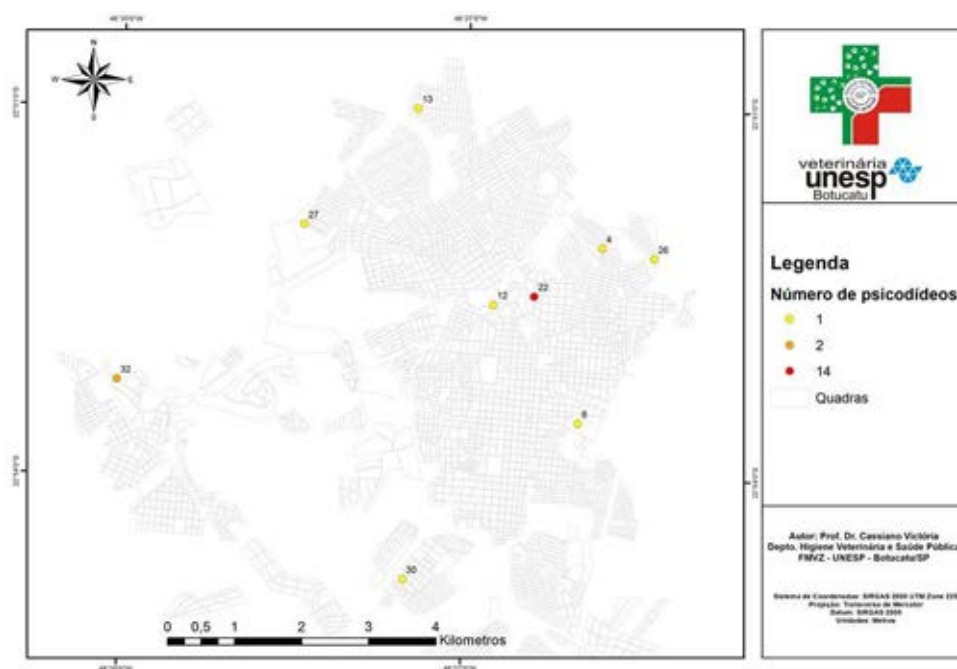


FIGURA 12. Distribuição dos psicodídeos capturados no município de Botucatu/SP, 2012-2014.

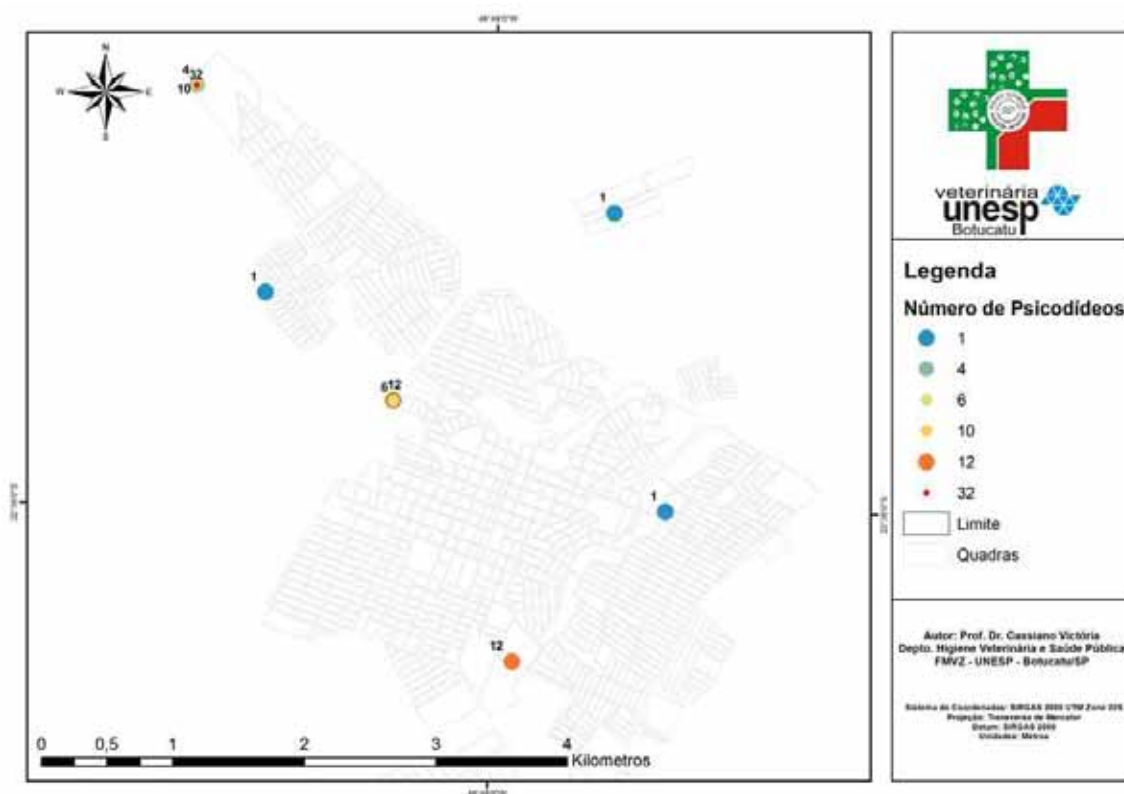
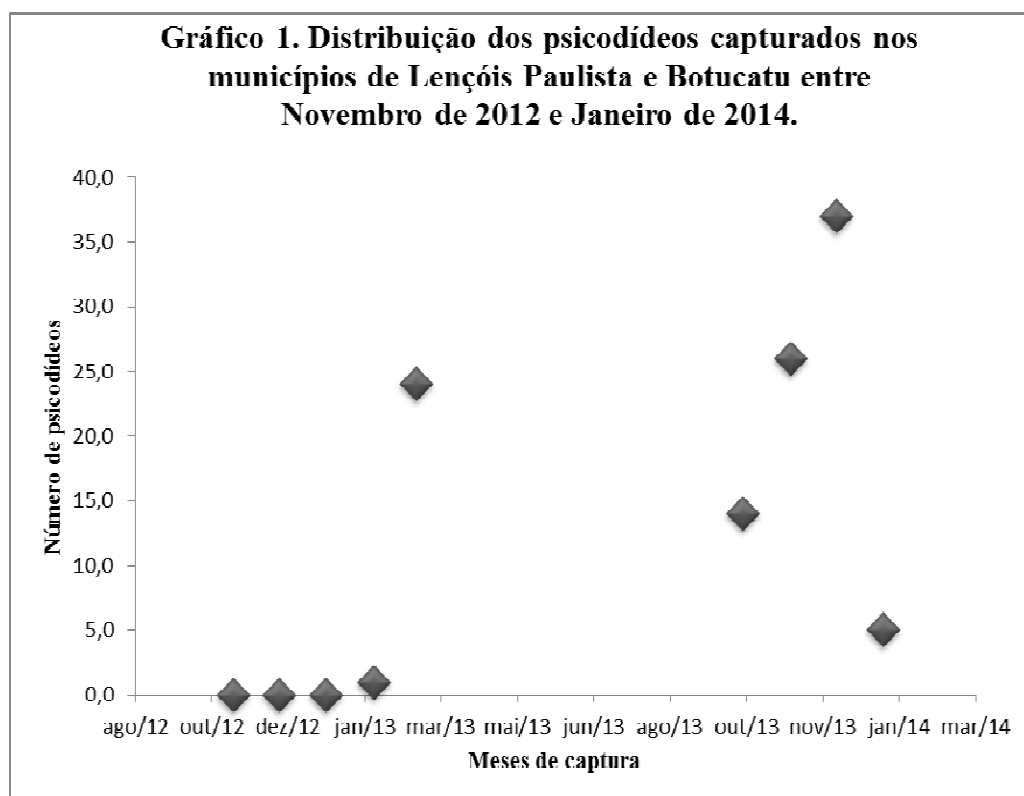


FIGURA 13. Distribuição dos psicodídeos capturados no município de Lençóis Paulista/SP, 2012-2013.

A temperatura média encontrada nos meses do estudo em Botucatu foi de $23,6^{\circ}\text{C} \pm 1,6^{\circ}\text{C}$, sendo a mais baixa $20,9^{\circ}\text{C}$ outubro/2013 e mais alta, $25,2^{\circ}\text{C}$, em janeiro de 2014 e o índice pluviométrico médio no mesmo período foi de $3,1\text{mm} \pm 1,5\text{mm}$. Já em Lençóis Paulista, a temperatura média foi de $23,3^{\circ}\text{C} \pm 1,2^{\circ}\text{C}$, sendo a mais baixa $21,9^{\circ}\text{C}$ março/2013 e mais alta, 25°C , em dezembro de 2013. O índice pluviométrico médio no mesmo período foi de $28,8\text{mm} \pm 14,9\text{mm}$.

Embora não tenha se verificado significância estatística entre a presença/ausência dos psicodídeos e temperatura média e índice pluviométrico ($p>0,05$), foi notável o fato de que as capturas sucederam-se nos meses subsequentes aos meses com maior ocorrência de episódios de chuva, sendo que no mês de dezembro de 2013, capturou-se maior número de indivíduos (Gráfico 1).



Em todas as residências, observou-se sombra, acúmulo de matéria orgânica (folhas, restos de comida, fezes de animais, frutas caídas em decomposição, troncos e galhos podres) e chão de terra.

Notou-se, ao analisar as características dos solos provenientes dos terrenos onde as armadilhas foram instaladas em ambiente urbano, que em ambos os municípios, os solos caracterizavam como arenosos, com baixa acidez e alto índice de matéria orgânica (Tabela 1).

TABELA 1. Características dos solos onde as armadilhas foram instaladas em área urbana, nos municípios de Botucatu e Lençóis Paulista, 2012-2014. Botucatu, 2014.

ITEM	MUNICÍPIO	
	BOTUCATU	LENÇÓIS PAULISTA
Textura		
Arenosa	73% (115/157)	44% (50/114)
Média	22% (35/157)	40% (46/114)
Argilosa	5% (8/157)	16% (16/114)
pH (CaCl ₂)	5,8 ± 0,7	6,2 ± 0,6
Matéria orgânica (MO) (g/dm ³)	37 ± 22,4	35 ± 17,7
Fósforo (P) (mg/dm ³)	80 ± 79,5	108 ± 87,8
H+Al (mmolc/dm ³)	21 ± 12,5	17 ± 9,7
Potássio (K) (mmolc/dm ³)	5,3 ± 6,3	4,9 ± 2,7
Cálcio (Ca) (mmolc/dm ³)	62 ± 40,9	78 ± 37,9
Magnésio (Mg) (mmolc/dm ³)	31 ± 52,3	20 ± 9,1
CTC (mmolc/dm ³)	119 ± 80	120 ± 43,4
Enxofre (S) (mg/dm ³)	10 ± 13,9	8 ± 6,9
Boro (B) (mg/dm ³)	0,44 ± 0,2	0,45 ± 0,3
Cobre (Cu) (mg/dm ³)	4,6 ± 5,3	3,2 ± 2,1
Ferro (Fe) (mg/dm ³)	56 ± 62,6	32 ± 27
Manganês (Mn) (mg/dm ³)	13 ± 11,3	13,2 ± 8,9
Zinco (Zn) (mg/dm ³)	23,1 ± 38,3	24,6 ± 69,1

Ambos os municípios apresentaram altos valores para os macronutrientes e micronutrientes (Tabela 1). Não houve correlação estatisticamente significativa entre as variáveis quantitativas do solo e a ocorrência de psicodídeos nas residências (Tabela 2)

TABELA 2. Medidas descritivas das variáveis quantitativas do solo, segundo ocorrência de psicodéicos nas residências de ambos os municípios, 2012-2014. Botucatu, 2014.

MEDIDA DESCRITIVA							
Var.	Psic	Valor mínimo	Mediana	Valor máximo	Média	DV	Valor p
Areia	Ausente	0,0	726,0	904,0	587,8	324,2	p>0,05*
	Presente	0,0	641,5	928,0	531,5	324,0	p>0,05
Argila	Ausente	0,0	94,0	558,0	131,2	119,3	p>0,05**
	Presente	0,0	129,0	473,0	161,5	147,5	p>0,05
Silte	Ausente	0,0	73,0	426,0	92,6	90,3	p>0,05**
	Presente	0,0	111,5	282,0	107,1	86,7	p>0,05
pH	Ausente	0,0	5,8	7,7	4,9	2,4	p>0,05*
	Presente	0,0	5,9	6,9	4,8	2,5	p>0,05
MO	Ausente	0,0	26,0	94,0	29,8	23,5	p>0,05**
	Presente	0,0	23,0	59,0	26,5	19,5	p>0,05
P	Ausente	0,0	53,0	679,0	73,3	81,4	p>0,05**
	Presente	0,0	86,5	487,0	102,4	115,7	p>0,05
H+Al	Ausente	0,0	14,0	87,0	15,6	12,9	p>0,05**
	Presente	0,0	16,0	47,0	16,3	12,0	p>0,05
K	Ausente	0,0	3,1	57,5	4,2	5,1	p>0,05**
	Presente	0,0	2,6	13,0	3,5	3,5	p>0,05
Ca	Ausente	0,0	55,0	243,0	56,6	45,8	p>0,05**
	Presente	0,0	54,0	124,0	54,0	36,3	p>0,05
Mg	Ausente	0,0	14,0	399,0	21,0	37,7	p>0,05**
	Presente	0,0	10,5	154,0	25,2	42,2	p>0,05
CTC	Ausente	0,0	95,0	577,0	97,5	76,4	p>0,05**
	Presente	0,0	85,0	277,0	99,1	75,8	p>0,05
S	Ausente	0,0	5,0	109,0	7,7	11,2	p>0,05**
	Presente	0,0	3,0	21,0	5,3	5,6	p>0,05
B	Ausente	0,00	0,35	1,60	0,37	0,28	p>0,05**
	Presente	0,00	0,20	0,66	0,31	0,20	p>0,05
Cu	Ausente	0,0	1,9	26,6	3,2	4,0	p>0,05**
	Presente	0,0	2,0	22,2	4,5	6,2	p>0,05
Fe	Ausente	0,0	27,0	405,0	36,6	43,2	p>0,05**
	Presente	0,0	22,0	525,0	53,9	114,5	p>0,05
Mn	Ausente	0,0	7,8	62,4	10,5	10,1	p>0,05**
	Presente	0,0	7,1	70,4	13,4	16,9	p>0,05
Zn	Ausente	0,0	9,4	552,0	19,6	49,8	p>0,05**
	Presente	0,0	10,1	162,0	17,1	35,1	p>0,05

* Teste t de Student

** Teste não paramétrico de Mann-Whitney

A textura do solo não exerceu influência sobre a presença de psicodídeo nas residências amostradas (Tabela 3).

TABELA 3. Textura do solo segundo ocorrência de psicodídeo em Botucatu e Lençóis Paulista, 2012- 2014. Botucatu, 2014.

TEXTURA					
Psicodídeo	Não amostrada	Arenosa	Média	Argilosa	TOTAL
Ausente	59 (18,8) ^{aB}	157(50,2) ^{aC}	76 (24,3) ^{aB}	21(6,7) ^{aA}	313
Presente	4 (20,0) ^{aA}	8 (40,0) ^{aA}	5 (25,0) ^{aA}	3 (15,0) ^{aA}	20

*a,b:Teste não paramétrico de Mann-Whitney

**A,B: Teste t de Student

A presença de animais de animais como cachorro e gato pareceu exercer influência sobre a presença dos psicodídeos (Tabela 4).

TABELA 4. Distribuição dos animais segundo ocorrência de psicodídeo em ambos os municípios, 2012-2014. Botucatu, 2014.

Psicodídeo	ANIMAL											
	Cão		Gato		Galinha		Equino		Bovino		Suíno	
	A	P	A	P	A	P	A	P	A	P	A	P
A	11(3,5) ^{bA}	302(96,5) ^{aB}	130(41,5) ^{bA}	183(58,5) ^{aB}	214(68,4) ^{aB}	99(31,6) ^{aA}	287(91,7) ^{aB}	26(8,3) ^{aA}	281(89,8) ^{aB}	32(10,2) ^{aA}	301(96,2) ^{aB}	12(3,8) ^{aA}
P	0(0,0) ^{aA}	20(100,0) ^{bB}	2(10,0) ^{aA}	18(90,0) ^{bB}	12(60,0) ^{aA}	8(40,0) ^{aA}	15(75,0) ^{aB}	5(25,0) ^{aA}	15(75,0) ^{aB}	5(25,0) ^{aA}	18(90,0) ^{aB}	2(10,0) ^{aA}

A: ausente; P: presente

*a,b:Teste não paramétrico de Mann-Whitney

**A,B: Teste t de Student

Embora, grande quantidade de vegetação (Figura 14), seja de natureza ornamental ou frutífera, principalmente, bananeiras e mangueiras, tenha sido observada nas residências amostradas, essas características não influenciaram a ocorrência dos psicodídeos (Tabelas 5 e 6).

TABELA 5. Quantidade de vegetação segundo ocorrência de psicodídeo em Botucatu e Lençóis Paulista, 2012- 2014. Botucatu, 2014.

PSICODÍDEO	QUANTIDADE			
	POUCO	REGULAR	MUITO	TOTAL
Ausente	38 (12,1) ^{aA}	129 (41,2) ^{aB}	146(46,6) ^{aB}	313
Presente	2 (10,0) ^{aA}	8 (40,0) ^{aAB}	10 (50,0) ^{aB}	20

*a,b:Teste não paramétrico de Mann-Whitney

**A,B: Teste t de Student

TABELA 6. Tipo de vegetação segundo ocorrência de psicodídeo em Botucatu e Lençóis Paulista, 2012- 2014. Botucatu, 2014.

PSICODÍDEO	TIPO DE VEGETAÇÃO			
	FRUTIFERA		ORNAMENTAIS	
	AUSENTE	PRESENTE	AUSENTE	PRESENTE
Ausente	21 (6,7) ^{aA}	292 (93,3) ^{aB}	14 (4,5) ^{aA}	299(95,5) ^{aB}
Presente	2 (10,0) ^{aA}	18 (90,0) ^{aAB}	1(5,0) ^{aA}	19 (95,0) ^{aB}

*a,b:Teste não paramétrico de Mann-Whitney

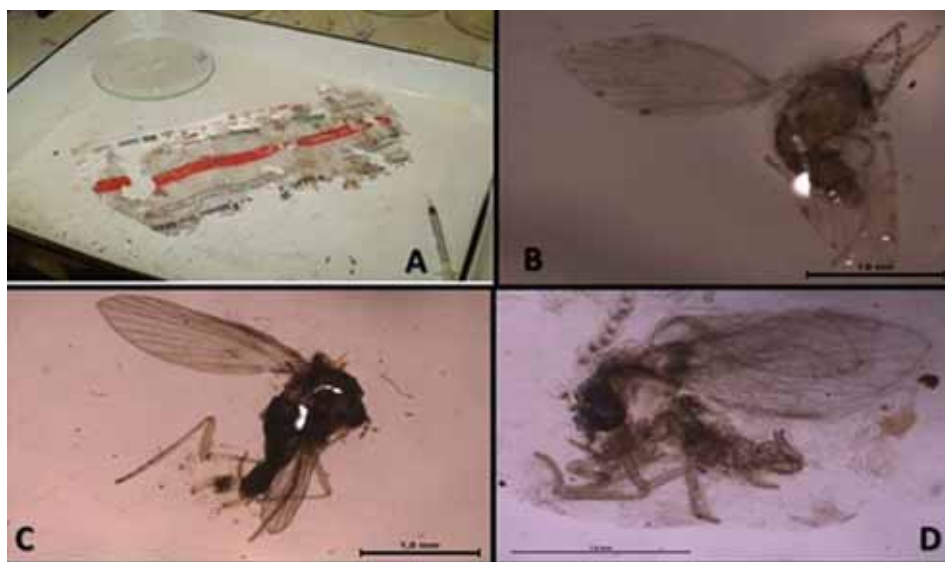
**A,B: Teste t de Student



FIGURA 14. Localização das armadilhas positivas para psicodídeos em Botucatu (A) e Lençóis Paulista (B), 2012-2014.

Fonte: Silva, 2013

A identificação morfológica da espécie de alguns exemplares, foi prejudicada por três motivos: 1) estado de conservação dos insetos, uma vez que houve crescimento de fungos em várias armadilhas; 2) algumas armadilhas foram danificadas pela ação de “caramujos africanos” (*Achatina fulica*) e, 3) a ausência de algumas estruturas (ex: antena, aparelho bucal, terminalia) utilizadas na identificação morfológica (Figura 15).



Fonte: Silva, 2013

FIGURA 15. A – Armadilha danificada pela ação do caramujo (*Achatina fulica*). B- Exemplar de *Psychoda alternata*. C e D- Exemplares de psicodídeos danificados. Botucatu, 2014.

7. DISCUSSÃO

Pesquisas envolvendo o estudo de criadouros naturais de flebotomíneos contribuem para elucidar características no que diz respeito à dinâmica populacional desses insetos. No entanto, estudos detalhando sua biologia, especialmente sobre estágios imaturos capturados em ambientes naturais, são escassos (ALENCAR, 2007).

O ciclo de vida dos vetores, assim como dos reservatórios e hospedeiros que participam da cadeia de transmissão de doenças, está fortemente relacionado à dinâmica ambiental dos ecossistemas onde eles vivem, sendo limitado por variáveis ambientais como temperatura, precipitação, umidade, padrões de uso e cobertura do solo. As evidências sugerem que a variabilidade climática inter-anual e inter-década têm apresentado influência direta sobre a biologia e ecologia de vetores e consequentemente o risco de transmissão das doenças por eles veiculadas (WHO, 2014). Esta influência foi observada por Franke et al. (2002), ao constatarem um aumento nos casos de LVA no Estado da Bahia nos anos após o fenômeno El-niño.

Segundo Feliciangeli e colaboradores (1993) e Fausto (1998), poucos flebotomíneos tiveram os seus estádios imaturos estudados no passado, devido à dificuldade de obtê-los nos meios naturais. Porém, com o desenvolvimento de técnicas de criação e colonização desses insetos em laboratório, houve um incremento em estudos de desenvolvimento mais detalhados de todo ciclo de vida desses insetos. Porém, estudos com as formas imaturas ainda não acompanham os trabalhos de sistemática de flebótomos adultos. De 400 espécies listadas na região Neotropical, só 66 tem seus estádios imaturos estudados (TAVARES-NETO et al., 2002; YOUNG e DUNCAN, 1994).

Newstead (1911) *apud* Barreto (1942), pesquisando os caracteres dos criadouros naturais dos flebótomos, em particular do *Phlebotomus papatasi*, em Malta, já assinalara que, a despeito da diversidade dos lugares em que as larvas eram encontradas, todos apresentavam praticamente as mesmas condições: a) presença de matéria orgânica, b) umidade, mas não em excesso; e, c) ausência de luz.

As espécies mais comuns do Estado de São Paulo, se criam bem à temperatura de 25-27°C (BARRETO, 1942). Já Smith (1927) e Ashner (1927) *apud* Barreto (1942),

verificaram que os flebótomos na região da Índia e Palestina, se criam em temperaturas entre 28°-32°C.

Condições térmicas pouco superiores à temperatura ótima acelera o desenvolvimento das larvas e das pupas. Já condições térmicas abaixo da temperatura ótima, aumentam a duração do ciclo evolutivo, por torná-lo mais lento. Com a ação de temperaturas baixas (4-6°C), as larvas perdem gradativamente a atividade e deixam de se alimentar e, se a ação do frio se prolonga, elas morrem (BARRETO, 1942).

Já a umidade, pode influenciar no desenvolvimento dos ovos e larvas. Isso porque as larvas jovens necessitam de um alto grau de umidade para que a evolução se processe normalmente. Por outro lado, uma umidificação excessiva do meio, condicionando a formação de uma película líquida sobre os ovos tem acentuada ação prejudicial, interrompendo o fenômeno da eclosão e, se esta ação se prolonga por 30 minutos, ele já não se completa. Entretanto, quanto menor a umidade, mais rapidamente os ovos murcham, não eclodindo nestas condições. A ação nociva da falta ou de excesso de umidade é particularmente evidente durante as mudas. Já os flebótomos adultos requerem um alto teor de umidade (acima de 80%) para viver (BARRETO, 1942).

Essa relação temperatura: umidade e presença de flebotomíneos já foi observada em outros estudos (REBÊLO et al. 2001; DANTAS-TORRES et al., 2005; RESENDE et al., 2006; BENKOVA e VOLF, 2007; ALEMEIDA et al., 2010; COSTA, 2011), relacionando, principalmente, o aumento da densidade vetorial e alta precipitação pluviométrica do mês anterior (SOUZA et al., 2004; SHERLOCK, 1996; MICHALSKY et al., 2009; JERALDO et al, 2012; QUEIROZ et al., 2012; NASCIMENTO et al., 2013; OLIVEIRA, 2013). A estação das chuvas aumenta a umidade do ar e favorece o crescimento de vegetação que fornece abrigo e condições adequadas para a reprodução dos dípteros (XIMENES et al., 2001; OLIVEIRA, 2013).

Em contraste, Odorizzi e Galati (2007), verificaram em área de várzea (solo argiloso) que *Nyssomyia neivai* apresentou frequência mais elevada no inverno, enquanto que no interior da mata, a média/captura foi praticamente equivalente na primavera e verão e mais elevada do que nas duas outras estações. Esse comportamento foi atribuído à distribuição relativamente regular de chuvas moderadas nos meses que antecederam essas estações, no ano anterior, mantendo o grau de umidade do solo próximo ao ideal para os criadouros. Acresce-se a isto, o rebaixamento da temperatura

e maior disponibilidade de alimento para as larvas, em virtude da queda das folhas com a entrada do outono, que podem ter estimulado a pupação em massa, provocando o pico de unho.

A distribuição e abundância de flebotomíneos dependem de solo umido, rico em matéria orgânica e nitrogenada (NAPIER e SMITH, 1926; ADLER e THEODOR, 1957 *apud* FORATINI, 1973).

Verificação de outros autores em condições experimentais ora indicam que as larvas preferem meios nitrogenados animais, ora mostram que se criam bem em detritos orgânicos vegetais. E, as pesquisas de larvas na natureza tem demonstrado uma grande variedade de tipos de criadouros, relativamente ao alimento disponível para as larvas. Parece que estas observações contraditórias indicam: 1) que cada espécie de flebótomo tem, na sua fase larval, um tipo de alimentação preferida; 2) que uma dada espécie de flebótomo tem, na sua fase larval, preferências alimentares diversas conforme a região; 3) que uma determinada espécie, na mesma região, pode se nutrir de substâncias diferentes das que normalmente constituem a sua alimentação, quando não dispõe destas (BARRETO, 1942).

Shortt, Smith e Swaminath (1930) *apud* Barreto (1942), ao estudarem os criatórios naturais do *Phlebotomus argentipes*, mostram que as larvas escavam o solo a procura de alimento, por isso, este deve ser suficientemente solto para admitir essa movimentação das larvas. Hanson (1961) encontrou a maioria dos imaturos em uma camada superficial de solo coletado no máximo 5 cm de profundidade. Ele afirmou que flebotomíneos imaturos de espécies cujos adultos são encontrados principalmente na base das árvores são mais propensas a enterrar mais fundo no solo.

Solos ricos em matéria orgânica e apresentando o pH entre neutro e alcalino (7,0 -9,0), foram características consideráveis para criadouros naturais de *Phlebotomus papatasi*, *P. argentipes*, *P. perniciosus* e *P. perfiliewi* na Índia e Sudão (KESARI et al., 1992; SINGH et al. 2008; SRINIVASAN et al., 2013; HOOGSTRAAL e HEYNEMAN, 1969). Entretanto, solo argiloso com retenção de água em excesso reduziu a abundância do *P. argentipes* (KESARI et al., 2011).

Em relação aos elementos inorgânicos constituintes do solo, Kesari et al. (2011), ao compararem área endêmica e não endêmica para LV na Índia, verificaram que os solos de área endêmica apresentaram maiores valores para elementos como alumínio,

sódio, potássio, cálcio e magnésio, bem como pH alcalino (7,5-8,5) e 12,21% de umidade a mais que a área não endêmica.

Geralmente, solos arenosos apresentam uma maior porosidade e por esta razão, sua capacidade de reter água é baixa. No entanto, a presença de matéria orgânica faz com que suas partículas se aglutinem, firmando um pouco sua estrutura e diminuindo o tamanho dos poros, facilitando a retenção de água (CANECCHIO FILHO, 1973). Outra característica relacionada à retenção de água pelo solo e verificada no presente trabalho é a capacidade de troca de cátions (CTC), uma vez que solos com CTC acima de 6 cmolc/dm³ apresentam maior capacidade de retenção de umidade, enquanto que solos com CTC abaixo de 5 cmolc/dm³ são mais deficientes em reter água (LOPES e GUILHERME, 2004). O estudo de tais características do solo é importante para elucidar a ocorrência de flebotomíneos em épocas desfavoráveis.

Neste sentido, os solos amostrados no presente trabalho apresentam-se favoráveis ao desenvolvimento dos flebotomíneos, uma vez que apresentaram textura arenosa e alto índice de matéria orgânica, favorecendo a disposição de alimento bem como a movimentação da larva para busca-lo, além da capacidade de reter água, favorecendo os índices de umidade para o desenvolvimento das larvas em todos os seus estágios.

A epidemiologia paisagística permite conhecer as exigências ambientais dos transmissores e dos reservatórios das doenças, sendo possível prever riscos epidemiológicos por meio dos conhecimentos das variáveis ambientais, auxiliando nas medidas de controle e profilaxia da enfermidade (APARICIO, 2001).

A adaptação dos flebotomíneos em ambientes modificados pela ação do homem já foi relatada por vários autores, em diferentes regiões do Brasil. Essa adaptação é verificada pela abundância de *L. longipalpis* no peridomicílio (LAINSON, 1989; SHAW et al., 2003; LAINSON e RANGEL, 2005, RESENDE et al., 2006; CARVALHO, 2011; SARAIVA et al., 2011; NASCIMENTO et al., 2013).

Esta adaptação tem sido observada também para os vetores da LTA, como *L. intermedia* e *L. whitmani* (CASANOVA, 2001; CERINO et al., 2009; SANTOS et al., 2009; SARAIVA et al., 2012; VIEIRA et al., 2012; RANGEL et al., 2012). A descoberta de criadouros peridomiciliares sugere que eles sejam capazes de sobreviver em

ambientes modificados pelo homem e transmitir *Leishmania* em áreas desprovidas de florestas.

A presença de animais de como cão, gato, galinha, suínos, bovinos e equinos, nos quintais é frequente no meio urbano, principalmente em áreas de periferia. A criação destes animais acompanhados de condições de higiene precárias cria um ambiente favorável à atração desses vetores (AGUIAR; VILELA; LIMA, 1987; TEODORO et al., 1993; KILLICK - KENDRICK, 1997; XIMENES; SOUZA; CASTELLÓN, 1999; ALEXANDER et al., 2002; FELICIANGELI, 2004; DANTAS – TORRES et al., 2005; YAMAMOTO, 2011; JERALDO et al., 2012; OLIVEIRA et al., 2012; VIEIRA et al., 2012).

Além dos animais, a presença de vegetação favorece um ambiente condicional para o desenvolvimento dos flebotomíneos. Alexander et al. (2002), Dantas-Torres et al. (2005) e Oliveira et al. (2012), relatam que árvores frutíferas como bananeira (*Musa spp.*) e mangueira (*Mangifera indica*) são comuns nos quintais e que existe correlação entre a densidade vetorial e densidade de vegetação. Essa correlação foi verificada também por Santini et al. (2012), onde superfícies de grama que são expostas à luz solar e sem sombra e, portanto, menos úmidas foram associadas com ambiente domiciliar com uma baixa abundância de *L. longipalpis*. Em contrapartida, ambientes com alto índice de vegetação que fornece solo úmido e sombreado mostram um aumento da abundância do vetor, por proporcionar alimento a eles.

A localização dos criadouros naturais pode variar no ambiente, desde a base de árvores, oco de raízes, solo debaixo de troncos caídos, toca de animais, galinheiros, (ALENCAR et al., 2011; OLIVEIRA et al., 2013; CASANOVA et al., 2013) até mesmo fendas rochosas (FELICIANGELI, 2004). Por esta razão, os achados sobre os criatórios naturais são escassos e o número de exemplares são reduzidos (CASANOVA, 2001, CASANOVA et al., 2013, SOUZA et al., 2014), quando comparados aos índices de captura atingidos por outros modelos de armadilhas, que visam a captura do inseto adulto.

Vários estudos com criadouros naturais se dão a partir da alta concentração de flebotomíneos adultos (HANSON, 1961; FEITOSA e CASTELLON, 2009; MULLER et al., 2011; SANGIORGI et al., 2012; CASANOVA et al., 2013), bem como a partir da presença das condições essenciais para o desenvolvimento das formas imaturas. O

presente trabalho baseou-se apenas nas características ambientais e relatos da presença/ausência dos vetores nas áreas estudadas (CIARAVOLO, 2013; CUTULO et al., 2013). Esse fator pode ter influenciado a não captura de flebotomíneos vetores das leishmanioses.

Além disso, quando se utiliza armadilhas de emergência, é possível verificar que as formas imaturas mantém relações com outros seres vivos no ecótopo onde se desenvolvem. Casanova et al. (2013), além dos flebotomíneos, capturaram membros de várias ordens e famílias, incluindo larvas Scenopinidae, os quais são predadores de outras larvas dípteros. O presente trabalho identificou dípteros Mycetophilidae, que parecem ter acentuada ação predatória, mesmo sobre estádios larvais mais avançados de flebotomíneos (FORATINI, 1973).

Sobre a espécie capturada, *Psychoda alternata* (Say, 1824), os adultos apresentam o revestimento piloso de tonalidade clara ou amarelada e o tegumento marrom mais escuro no abdômen. Os olhos mostram as pontes oculares separadas por espaço equivalente ao diâmetro de um a três omatídeos e dotadas de quatro fileiras desses órgãos; não existe sutura unindo as duas pontes. A asa possui a pilosidade clara amarronzada, com algumas manchas brancas, pouco evidentes, localizadas na base e no meio; no ápice das veias observa-se a existência de manchas marrons, rodeadas de anéis brancos, os quais porém, desaparecem naqueles espécimens que perdem o revestimento cerdoso; a veia Sc é curta, terminando antes do início de R1 (FORATINI, 1973).

Embora, como para a maioria dos psicodíneos, os membros do gênero *Psychoda* escolham seus criadouros em ambiente aquáticos ou semi-aquáticos, ricos em matéria orgânica, algumas espécies demonstraram preferência para esterqueiras e excrementos de bois e cavalos e buracos de árvores (FORATINI, 1973). O mesmo foi observado no presente trabalho.

Conhecidas como “moscas dos filtros”, por se desenvolverem em instalações de tratamento e coleta de esgotos e águas servidas, além de comprometer o conforto de habitantes próximos a essas áreas, podem desencadear reações de natureza alérgica, como asma, bem como casos de miíases. Suspeita-se também que a permanência desses dípteros em tais ambientes poluídos, possa ensejar a veiculação mecânica de agentes patogênicos (FORATINI, 1973).

De fato, no presente trabalho não foi capturado nenhum flebotomíneo de importância médico-veterinária, entretanto o risco de transmissão de LVA e LTA em ambos os municípios não deve ser ignorado.

Os achados do presente trabalho mostraram que características ambientais (presença de animais, vegetação, solo rico em matéria orgânica) dos municípios estudados são parecidas com as descritas na literatura. Além disso, Cutulo et al. (2013) descreveram a presença de vetores da LTA (*Pintomyia fischeri*, *Nyssomyia whitmani* e *Migonemyia migonei*) em Botucatu e Ciaravolo (2013) cita que desde o ano de 2007, *Lutzomyia longipalpis* está presente no município de Lençóis Paulista.

Outro fator que deve ser considerado é a presença de cães reagentes aos testes oficiais para LVC, nas áreas onde as armadilhas foram instaladas no município de Lençóis Paulista e, embora o inquérito sorológico de cães não seja indicado para o município de Botucatu, devido sua classificação pelo PCLV, a presença de mamíferos silvestres com titulação para *Leishmania infantum* (PAIZ, 2013), ressalta a necessidade da manutenção de ações de vigilância epidemiológica, ampliando-se os pontos de captura de flebotomíneos, visando-se assim impedir a introdução e estabelecimento desta grave enfermidade no município.

8. CONCLUSÕES

O modelo de armadilha utilizado no presente trabalho, apesar de mostrar-se eficiente em capturar insetos, mostrou-se inviável como método singular para realizar vigilância entomológica, exceto, quando utilizado em conjunto com outros modelos mais eficazes, como o modelo de armadilha luminosa tipo CDC. Entretanto, é um instrumento de grande valia, pois permite levantamento de dados referente aos criadouros naturais dos flebotomíneos. Essas informações são de extrema importância para o planejamento de ações para o controle do vetor.

Os dados obtidos através do presente trabalho, permitem reconhecer que em ambos os municípios estudados, foram encontradas residências bem características e favoráveis para o desenvolvimento dos dípteros, pois apresentam alto índice de vegetação e acúmulo de matéria orgânica, bem como a presença de cão, galinha, equino e bovino.

Características do solo, como alto teor de matéria orgânica aliado a textura arenosa e $CTC > 6 \text{ cmolc/dm}^3$, permitem que haja retenção de umidade, favorecendo o desenvolvimento de todos os estágios imaturos. Entretanto, não foi possível fazer nenhuma correlação entre tais características ambientais e do solo e presença de flebotomíneos vetores das leishmanioses, pelo fato de não ocorrer a captura dos mesmos durante o período do estudo.

Desta maneira, conclui-se que novas pesquisas utilizando armadilhas de emergência sejam realizadas nos municípios estudados para avaliação dos riscos ambientais que possam influenciar a ocorrências das leishmanioses, porém antes da utilização deste modelo de armadilhas de emergência, seja realizada uma avaliação da densidade dos vetores adultos para instalar o maior número possível nos terrenos amostrados e assim aumentar as chances de capturar indivíduos recém-emergidos. A associação com análise de solo permite informações que poderão auxiliar no planejamento de ações voltadas ao manejo ambiental e do solo, para o controle do vetor.

9. REFERENCIAS

ADLER, S.; THEODOR, O. Transmission of disease agents by phlebo-tomine sandflies. **Annual Review Entomology**, Stanford, v. 2, p. 203-225, 1957.

AGUIAR, G. M.; VILELA, M. L.; LIMA, R. B. Ecology of the sandflies of Itaguaí, an area of cutaneous leishmaniasis in State of Rio de Janeiro. Food preferences (Diptera, Psychodidae, Phlebotominae). **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, Rio de Janeiro, v. 82, n. 4, p. 583-584, 1987.

ALENCAR, R. B.; QUEIROZ, R. G.; BARRETT, T.V. Breeding sites of phlebotomine sand flies (Diptera: Psychodidae) and efficiency of extraction techniques for immature stages in terra-firme forest in Amazonas State, Brazil. **Acta Tropica**, Basel, v. 118, p. 204–208, 2011.

ALENCAR, R. B. Emergência de flebotomíneos (Diptera: Psychodidae) em chão de floresta de terra firme na Amazônia Central do Brasil: Uso de um modelo modificado de armadilha de emergência. **Acta Amazonica**, Manaus, v. 37, p. 287-292, 2007.

ALEXANDER, B.; DE OLIVEIRA, E. B.; HAIGH, E.; ALMEIDA, L. L. Cutaneous leishmaniasis in coffee plantations of Minas Gerais, Brazil. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, Rio de Janeiro, v. 97, p. 627–630, 2002.

ALEXANDER, B.; CARVALHO, R. L.; McCALLUM, H.; PEREIRA, M. H. Role of the domestic chicken (*Gallus gallus*) in the epidemiology of urban visceral leishmaniasis in Brazil. **Emerging Infectious Diseases**, Atlanta, v. 8, n. 12, p. 1480-1485, 2002.

ALMEIDA, P. S.; MINZÃO, E. R.; MINZÃO, L. D. Aspectos ecológicos de flebotomíneos (Diptera: Psychodidae) em área urbana do município de Ponta Porã, Estado de Mato Grosso do Sul. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, Brasília, v.43, p.723-727, 2010.

APARICIO, C. **Utilização de geoprocessamento e sensoriamento remoto orbital para análise espacial de paisagem com incidência de leishmaniose tegumentar americana.** 2001. 92 f. Dissertação (Mestrado em Ciências). Instituto de Biociências-Universidade de São Paulo, São Paulo, 2001.

ARAUJO E SILVA, E. **Dinâmica da população de *Lutzomya longipalpis* em Campo Grande, Mato Grosso do Sul.** 2007. 37f. Dissertação (Mestrado em Ciência Animal). Universidade Federal de Mato Grosso do Sul, Campo Grande, 2007. Disponível em: <<http://repositorio.cbc.ufms.br:8080/jspui/bitstream/123456789/940/1/Elaine%20Araujo%20e%20Silva.pdf>> Acesso em mar. 2012.

BARBOSA, V. T.; SILVA, M. A. G.; SOUSA, M. G.; GERING, A. P.; SANTOS, H. D.; LAUS, J. L. Detecção de formas amastigotas em exame parasitológico de esfregaço obtido a partir de suabe conjuntival de cães com leishmaniose visceral. **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, Belo Horizonte, v. 64, n. 6, p. 1465-1470, 2012.

BARRETO, M. P. **Contribuição para o estudo da biologia dos flebótomos em condições experimentais.** 1942. Tese (Doutorado) - Universidade de São Paulo, São Paulo, 1942.

BELÉN, A.; ALTEN, B. Variation in life table characteristics among populations of *Phlebotomus papatasi* at different altitudes. **Journal of Vector Ecology**, Santa Ana, v. 31, p. 35-44, 2006.

BENSOUSSAN, E. Comparison of PCR assays for diagnosis of cutaneous leishmaniasis. **Journal of Clinical Microbiology**, Washington, v. 44, n. 4, p. 1435–1439, 2006.

BENKOVA, I.; VOLF, P. Effect of temperature on metabolism of *Phlebotomus papatasi* (Diptera: Psychodidae). **Journal of Medical Entomology**, Lanham, v. 44, p. 142-150, 2007.

BRASIL. Ministério da Saúde. **Portaria Interministerial nº1.426, de 11 de julho de 2008**. Proíbe o tratamento de leishmaniose visceral canina com produtos de uso humano ou não registrados no Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. 2008. Disponível em: <http://www.cfmv.org.br/portal/legislacao/outras_normas/porta1426.pdf>. Acesso em 14 out. 2013.

BRASIL. Secretaria de Vigilância em Saúde. **II Fórum de discussão sobre o tratamento da leishmaniose visceral canina**. Brasília, 2009. Disponível em <http://portal.saude.gov.br/portal/arquivos/pdf/ii_forum_tratamento_relatorio_final30_7_10.pdf>. Acesso em: mar. 2012;

BRASIL. Secretaria de Vigilância em Saúde. **Nota Técnica nº 48/2011**. Esclarecimentos sobre o diagnóstico sorológico da leishmaniose visceral canina utilizado na rede pública de saúde. Disponível em: <http://portal.saude.gov.br/portal/arquivos/pdf/nt_48_2011_diagnostico_lvc_19_9_2011.pdf>. Acesso em: mar 2012;

BRASIL. Ministério da Saúde. Secretaria de Vigilância em Saúde. Departamento de Vigilância Epidemiológica. **Manual de Vigilância e Controle da Leishmaniose Visceral**. Brasília, 2006. p. 122

BRASIL. Ministério da Saúde. Secretaria de Vigilância em Saúde. Departamento de Vigilância Epidemiológica. **Casos de Leishmaniose Tegumentar Americana. Brasil, Grandes Regiões e Unidades Federadas. 1990 a 2011**. Disponível em: <http://portal.saude.gov.br/portal/arquivos/pdf/2012_11_casos_de_lta_entre_1990_e_2011.pdf> Acesso em: jul. 2013.

BRASIL. Ministério da Saúde. Secretaria de Vigilância em Saúde. Departamento de Vigilância Epidemiológica. **Casos confirmados de Leishmaniose Visceral, Brasil, Grandes Regiões e Unidades Federadas. 1990 a 2011**. Disponível em: <

http://10.1.1.213/portal/arquivos/pdf/2012_11_casos_de_lv_entre_1990_e_2011_final.pdf>. Acesso em jul. 2013.

BRASIL. Ministério da Saúde. Secretaria de Vigilância em Saúde. Departamento de Vigilância Epidemiológica. **Óbitos de Leishmaniose Visceral, Brasil, Grandes Regiões e Unidades Federadas. 2000-2011.** Disponível on line em: <http://10.1.1.213/portal/arquivos/pdf/2012_11_obitos_por_lv_entre_1990_e_2011_final.pdf> Acesso em jul. 2013.

BRASIL. Ministério da Saúde. Secretaria de Vigilância em Saúde. **Manual de Vigilância da Leishmaniose Tegumentar Americana.** 2. ed. Brasília: Editora do Ministério da Saúde, 2007. 180 p. (Serie A. Normas e Manuais Técnicos).

CAMARGO-NEVES, V. L. F.; RODAS, L. A. C.; PAULIQUÉVIS JR, C. Avaliação da efetividade da utilização de coleiras impregnadas com Deltametrina a 4% para o controle da Leishmaniose Visceral Americana no Estado de São Paulo: Resultados Preliminares. BEPA - Boletim Epidemiológico Paulista, São Paulo, a.1, n.12, dez/2004. Disponível em: <http://www.cve.saude.sp.gov.br/agencia/bepa_editedi.htm> Acesso em: out. 2013.

BORROR, D. J; DELONG, D. M. **Introdução ao estudo dos insetos.** São Paulo: Ed. Edgard Blu Ltda. 1988. 635 p.

CAMARGO-NEVES, V. L. F.; RODAS, L. A. C.; PAULIQUÉVIS JR, C.; SAMPAIO, S. M. P.; ANDRIGUETTI, M. T. M.; SCANDAR, S. A.; MAYO, R. C. A Leishmaniose Visceral Americana no Estado de São Paulo e a estruturação do Programa de Vigilância e Controle Estadual. Suplemento. BEPA - Boletim Epidemiológico Paulista, São Paulo, ago/2006, p. 40-44. Disponível em: <ftp://ftp.cve.saude.sp.gov.br/doc_tec/outros/suple1_sucen.pdf>. Acesso em: mai. 2014.

CANECCHIO FILHO, V. **Administração técnica agrícola.** 2 ed. Campinas: Instituto Campineiro de Ensino Agrícola, 1973. 23 p.

CARVALHO, M. R.; VALENÇA, H. F.; SILVA, F. J.; PEREIRA, D. P.; PEREIRA, T. A.; BRITTO, C.; BRAZIL, R. P.; BRANDÃO FILHO, S. P. Natural *Leishmania infantum* infection in *Migonemyia migonei* (França, 1920)(Diptera:Psychodidae:Phlebotominae) the putative vector of visceral leishmaniasis in Pernambuco State, Brazil. **Acta Tropica**, Basel, v. 116, p. 108–110, 2010.

CASANOVA, C. Trap for Collections of Phlebotomine. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, Rio de Janeiro, v. 96, p. 273-275, 2001.

CASANOVA, C.; ANDRIGHETTI, M. T. M.; SAMPAIO, S. M. P.; MARCORIS, M. L. G.; COLLA-JACCQUES, F. E.; PRADO, A. P. Larval breeding sites of *Lutzomyia longipalpis* (Diptera: Psychodidae) in visceral leishmaniasis endemic urban areas in Southeastern Brazil. **PLOS Neglected Tropical Diseases**, San Francisco, v. 7, p. 1–9, 2013.

CENTER FOR DISEASE CONTROL E PREVENTION. **About the Division of Vector-Borne Diseases**. 2014. Disponível em:<
<http://www.cdc.gov/nceid/dvbd/about.html>> Acesso em maio 2014.

CERINO, D. A.; TEODORO, U.; SILVEIRA, T. G. V. Sand Flies (Diptera: Psychodidae) in the Urban Area of the Municipality of Cianorte, Paraná State, Brazil. **Neotropical Entomology**, Londrina, v. 38, p. 853-858, 2009.

CIARAVOLO, R. A complexidade da vigilância vetorial da LVA. In: FÓRUM DE LEISHMANIOSE VISCERAL AMERICANA DO ESTADO DE SÃO PAULO: “Conhecer, Difundir, Integrar”, 2013. **Anais...** São Paulo: Embu das Artes, 2013.

COCHRAN, W. G. **Técnicas de amostragem**. 2. ed. Rio de Janeiro: Fundo de Cultura, 1977. 555 p.

COELHO, W. M. D.; BRESCIANI, K. D. S. Molecular and parasitological detection of *Leishmania* spp. in a dipteran of the species *Tabanus importunus*. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, Jaboticabal, v. 22, n. 4, p. 605-607, 2013.

CONDINO, M. L.; AZEVEDO, C. C.; TOIA, R. M. Aspectos Epidemiológicos da Leishmaniose Tegumentar Americana no Município de Ubatuba, Litoral Norte, São Paulo - Brasil, 1993-2003. BEPA - Boletim Epidemiológico Paulista, São Paulo, Ano 1 Número 1 Janeiro 2004, p. 6-7;

COSTA, P. L. **Comportamento da fauna de flebotomíneos, com ênfase em *Lutzomyia Longipalpis*, em área endêmica para Leishmaniose Visceral no município de Passira, Agreste de Pernambuco**. 2011. 92 f. Dissertação (Mestrado Acadêmico em Saúde Pública) – Centro de Pesquisas Aggeu Magalhães, Fundação Oswaldo Cruz, Recife, 2011.

COSTA, D. N. C. C. **Avaliação da eliminação canina como estratégia de controle de Leishmaniose Visceral Canina a partir de modelos teóricos de dinâmica de transmissão**. 2012. 77f. Dissertação (Mestrado em Ciências) – Escola Nacional de Saúde Pública Sergio Arouca, Rio de Janeiro, 2012.

COURTENAY, O.; QUINNELL, R. J.; GARCEZ, L. M.; SHAW, J. J.; DYE, C. Infectiousness in a cohort of brazilian dogs: why culling fails to control Visceral Leishmaniasis in areas of high transmission. **Journal of Medical and Veterinary Entomology**, Oxfordshire, v. 186, p. 1314-1320, 2002.

COUTINHO, M. T. Z.; LINARDI, P. M. Can fleas from dogs infected with canine visceral leishmaniasis transfer the infection to other mammals? **Veterinary Parasitology**, Amsterdam, v. 147, p. 320–325, 2007.

CUTOLO, A. A. **Alguns aspectos epidemiológicos de leishmanioses caninas nos estados de São Paulo e Mato Grosso do Sul**. 2011. Tese (Doutorado em

Parasitologia). Instituto de Biologia - Universidade Estadual de Campinas. Campinas, 2011.

CUTOLO, A. A.; GALATI, E. A. B.; VON ZUBEN, C. J. Sandflies (Diptera, Psychodidae) from forest áreas in Botucatu municipality, central western São Paulo State, Brazil. **Journal of Venomous Animals and Toxins including Tropical Diseases**, Botucatu, v. 19, p. 15, 2013.

DANTAS-TORRES, F.; ALMEIDA, F. A.; BRANDÃO-FILHO, S. P. Phlebotomine sandflies of an urban focus of visceral leishmaniosis, Pernambuco State. **Revista de Patologia Tropical**, v. 34, p.157-16, 2005.

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**, São Paulo, v. 48, p. 151-156, 2006.

DANTAS-TORRES, F. Ticks as vectors of *Leishmania* parasites. **Trends in Parasitology**, Oxford, v. 27, p. 155–159, 2011.

DAVID, J. R.; STAMM, L. M.; BEZERRA, H. S.; SOUZA, R. N; KILLICK-KENDRICK, R. Deltamethrin-impregnated dog collars have a potent anti-feeding and insecticidal effect on *Lutzomyia longipalpis* and *Lutzomyia migonei*. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, Rio de Janeiro, v. 96, p. 839–847, 2001.

DIAS, F. O. P.; LOROSA, E. S.; REBELO, J. M. M. Fonte alimentar sangüínea e a peridomiciliação de *Lutzomyia longipalpis* (Lutz & Neiva, 1912) (Psychodidae, Phlebotominae). **Caderno de Saúde Pública** v.19, p. 1373 – 1380, 2003.

DONATO, L. R; LIMA JUNIOR, F. E. F; ALBUQUERQUE, R.; GOMES, M. L. S. Vigilância e controle de reservatórios da leishmaniose visceral no Brasil: aspectos técnicos e jurídicos. **Revista de Educação Continuada em Medicina Veterinária e Zootecnia do CRMV-SP**. São Paulo, v. 11, p. 18 -23, 2013.

DOUGALL, A. M.; ALEXANDER, B.; HOLT, D. C.; HARRIS, T.; SULTAN, A. H.; BATES, O. A.; ROSE, K.; WALTON, S. F. Evidence incriminating midges (Diptera: Ceratopogonidae) as potential vectors of Leishmania in Australia. **International Journal for Parasitology**, Oxford, v. 41, p. 571–579, 2011.

DYE, C. The logic of visceral leishmaniasis control. **American Journal of Tropical Medicine and Hygiene**, Mclean, v. 55, p. 125–130, 1996.

FAIMAN, R.; KIRSTEIN, O.; FREUND, M.; GUETTA, H.; WARBURG, A. Exclusion of phlebotomine sand flies from inhabited areas by means of vertical mesh barriers. **Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene**, London, v. 105, p. 512–518, 2011.

FAUSTO, A. M.; FELICIANGELI, M. D.; MAROLI, M.; MAZZINI, M. Morphological study of the larval spiracular system in eight Lutzomyia species (Díptera:Psychodidae). **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, Rio de Janeiro, v. 93, p. 71-79, 1998.

FEITOSA, M. A. C.; CASTELLON, E. G. Phlebotominae (Diptera: Psychodidae) in the outskirts of Santarém City. Horizontal stratification and aggravating factors for the domiciliary transmission of leishmaniasis. **Revista Colombiana de Ciência Animal**, Sucre, v. 1, p. 222–239, 2009.

FELICIANGELI, M. D.; CASTEJON, O. C.; LIMONGI, J. Egg surface ultrastructure of eight new world phlebotominae sand fly species (Díptera: Psychodidae). **Journal of Medical Entomology**, Lanham, v. 30, p. 651-656, 1993.

FELICIANGELI, M. D. **Natural breeding places of phlebotomine sandflies**. Medical and Veterinary Entomology n.18, p. 71–80, 2004;

FERNANDES, A. P.; COELHO, E. A. F.; MACHADO-COELHO, G. L. L.; GRIMALDI JUNIOR, G.; GAZZINELLI, R. T. Making an anti-amastigote vaccine for visceral leishmaniasis: rational, update and perspectives. **Current Opinion in Microbiology**, Oxford, v. 15, n. 4, p. 476-485, 2012.

FERROGLIO, E.; CENTARO, E.; MIGNONE, W.; TRISCIUOGGIO, A. Evaluation of ELISA rapid device for the serological diagnosis of *Leishmania infantum* infection in dog as compared with immunofluorescence assay and Western blot. **Vet Parasitol**, v.144, n.1-2, p. 162-166, 2007.

FORATTINI, O. P. **Entomologia Médica. Psychodidae, Phlebotominae, Leishmaniose, Bartonelose**, São Paulo: Edgard Blucher, 1973. 658 p.

FRANKE, C. R.; ZILLER, M.; STAUBACH, C.; LATIF, M. Impact of the El Niño/Southern Oscillation on Visceral Leishmaniasis, Brazil. **Emerging Infectious Diseases**, Atlanta, v. 8, p. 914-917, 2002.

FRED, J. **Avaliação do Sistema de Vigilância Epidemiológica da Leishmaniose Visceral Americana no estado de São Paulo entre os anos de 2008 a 2010**. 2011. 78f. Dissertação (Mestrado em Epidemiologia) Faculdade de Ciências Médicas da Santa Casa de São Paulo, São Paulo, 2011.

FREHSE, M. S. **Vigilância ativa da Leishmaniose Visceral Canina no município de São José dos Pinhais – PR**. 2008. 68 f. Tese (Mestrado em Ciências Veterinárias) - Universidade Federal do Paraná, Curitiba/PR, 2008. Disponível em: < <http://dspace.c3sl.ufpr.br/dspace/bitstream/handle/1884/16285/Disserta%C3%A7%C3%A3o%20Mestrado%20UFPR%2003-08-08%20Corre%C3%A7%C3%A3o%20final.pdf?sequence=1>>. Acesso em: mar. 2014.

GALATI, E. A. B.; NUNES, V. L. B.; REGO JR, F. A.; OSHIRO, E. T.; CHANG, M. R. Estudo de flebotomíneos (Diptera: Psychodidae) em foco de leishmaniose visceral no

Estado de Mato Grosso do Sul, Brasil. **Revista de Saúde Pública**, São Paulo, v. 31, p. 378-390, 1997.

GALATI, E. A. B. Morfologia, terminologia de adultos e identificação dos taxons da América. In: RANGEL E.F.; LAINSON R. **Flebotomíneos do Brasil**. Rio de Janeiro: Fiocruz. 2003. p. 55.

GALATI, E. A. B.; NUNES, V. L. B.; BOGGIANI, P. C.; DORVAL, M. E. C.; CRISTALDO, G.; ROCHA, H. C.; OSHIRO, E. T.; DAMASCENO-JÚNIOR, G. A. Phlebotomines (Diptera: Psychodidae) in forested areas of the Serra da Bodoquena, state of Mato Grosso do Sul, Brazil. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, Rio de Janeiro, v.101, p. 175-193, 2006.

GAVGANI, A. S.; HODJATI, M. H.; MOHITE, H.; DAVIES, C. R. Effect of insecticide impregnated dog collars on incidence of zoonotic visceral leishmaniasis in Iranian children: a matched-cluster randomised trial. **Lancet**, London, v.360, p.374–379, 2002.

GENARO, O.; COSTA, R. T.; FRANÇA SILVA, J. C.; REIS, A. B.; VIEIRA, E. P.; ARIAS, J. R. Evaluation of an immunochromatographic assay for the diagnosis for dogs experimentally and naturally infected with *Leishmania chagasi* in Brazil. **Acta Parasitológica Turcica**, Ankara, v. 21, p. 93, 1997.

GONTIJO, C. M. F.; MELO, M. N. Leishmaniose visceral no Brasil: quadro atual, desafios e perspectivas. **Revista Brasileira de Epidemiologia**, São Paulo, v.7, n.3, p. 338-349, 2004.

GOODMAN, L. A. Simultaneous confidence intervals for contrasts among multinomial populations. **Annals of Mathematical Statistics**, Ann Arbor, v. 35, p. 716-725, 1964.

GUSHI, L. T. **Estrutura populacional de *Lutzomya longipalpis* através da amplificação e sequenciamento do segmento ribossomal 12s de DNA mitocondrial.**

2008. 38 f. Dissertação (Mestrado em Biologia Geral e Aplicada) Instituto de Biociências, Universidade Estadual Paulista, Botucatu, 2008.

HANSON, W. J. The breeding places of *Phlebotomus* in Panama (Diptera: Psychodidae). **Annals of the Entomological Society of America**, College Park, v. 54, p. 317–322, 1961.

HARHAY, M. O.; OLLIARO, P. L.; COSTA, D. L.; COSTA, C. H. N. Urban parasitology: visceral leishmaniasis in Brazil. **Trends in Parasitology**, Oxford, v.27, n. 9, p. 403-409, 2011.

HEUSSER JUNIOR, A.; BELLATO, V.; SOUZA, A. P.; MOURA, A. B.; SARTOR, A. A.; SANTOS, E. G. O. B.; SILVA, V. L. Leishmaniose tegumentar canina no município de Balneário Camburiú, Estado de Santa Catarina. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, Uberaba, v. 43, p. 713-718, 2010.

HERWALDT, B. L. Leishmaniasis. **Lancet, London**, v. 354, n. 9185, p. 1191-1199, 1999

HOOGSTRAAL, H.; HEYNEMAN, D. Leishmaniasis in the Sudan Republic. **American Journal of Tropical Medicine and Hygiene**, Mclean, v. 18, p. 1091–1209, 1969.

INSTITUTO BRASILEIRO DE GEOGRAFIA E ESTATÍSTICA (IBGE). **Censo 2010: São Paulo**. Disponível

em:

<http://www.ibge.gov.br/home/estatistica/populacao/censo2010/tabelas_pdf/total_populacao_sao_paulo.pdf> Acesso em mai. 2014.

JERALDO, V. L. S.; GÓES, M. A. O.; CASANOVA, C.; MELO, C. M.; ARAÚJO, E. D.; BRANDÃO FILHO, S. P.; CRUZ, D. E. R.; PINTO, M. C. Sandfly fauna in an area endemic for visceral leishmaniasis in Aracaju, State of Sergipe, Northeast Brazil.

Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical, Uberaba, v. 45, p. 18-322, 2012.

KESARI, S.; PALIT, A.; KISHORE, K. Study of breeding habitats of sandflies preliminary approach. **Journal of Communication Disorders**, New York, v. 24, p. 62–63, 1992.

KESARI, S.; BHUNIA, G. S.; KUMAR, V.; JEYARAM, A.; RANJAN, A.; DAS, P. A comparative evaluation of endemic and non-endemic region of visceral leishmaniasis (Kala-azar) in India with ground survey and space technology. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, Rio de Janeiro, v. l. 106, p. 515-523, 2011.

KHAMESIPOUR, A.; RAFATI, S.; DAVOUDI, N.; MABOUDI, F.; MODABBER, F. Leishmaniasis vaccine candidates for development: a global overview. **Indian Journal of Medical Research**, New Delhi, v.123, p. 423-38, 2006.

KILLICK-KENDRICK, R.; KILLICK-KENDRICK, M.; FOCHEUX, C.; DEREURE, J.; PUECH, M. P; CADIERGUES, M. C. Protection of dogs from bites of phlebotomine sandflies by deltamethrin collars for control of canine leishmaniasis. **Medical and Veterinary Entomology**, Oxford, v. 11, p. 105-111, 1997.

LAINSON, R. Demographic changes and their influence on the epidemiology of the American leishmaniasis. In: SERVICE, M.W. (Ed.), **Demography of Vectorborne Diseases**. Boca Raton: CRC Press, 1989. p. 85–106.

LAINSON, R.; RANGEL, E.F. *Lutzomyia longipalpis* and the ecoepidemiology of American visceral leishmaniasis, with particular reference to Brazil: a review. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, Rio de Janeiro, v. 100, p. 811-827, 2005.

LANE, R. P. Geographic variation in Old World phlebotomine sandflies. In: SERVICE, M.W. (Ed.) **Biosystematics of Haematophagous Insects**. Oxford: Clarendon Press, 1988. p. 77-90.

LAURENTI, M. D. Correlação entre o diagnóstico parasitológico e sorológico na leishmaniose visceral canina. BEPA - Boletim Epidemiológico Paulista, São Paulo, v. 67, p. 13- 23, 2009.

LAURENTI, M. D.; ROSSI, C. N.; DA MATTA, V. L. R.; TOMOKANE, T. Y.; COBERTT, C. E. P.; SECUNDINO, N. F. C.; PIMENTA, P. F. P.; MARCONDES, M. Asymptomatic dogs are highly competent to transmit *Leishmania (Leishmania) infantum chagasi* to the natural vector. **Veterinary Parasitology**, Amsterdam, v. 196, p. 296–300, 2013.

LEITE, R. S; MENDES, V. C; FERREIRA, A. L. C.; ANDRADE, A. S. R. The use of conjunctival *swab* samples for PCR screening for visceral leishmaniasis in vaccinated dogs. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, Jaboticabal, v. 20, p. 36-41, jan.-mar. 2011.

LEMOES, E. M.; LAURENTI, M. D.; MOREIRA, M. A. B.; REIS, A. B.; GIUNCHETTI, R. C.; RAYCHAUDHURID, S.; DIETZEA, R. Canine Visceral Leishmaniasis: performance of a rapid diagnostic test (Kalazar Detecttm) in dogs with and without signs of the disease. **Acta Tropica**, Basel, v.107, p. 205–207, 2008.

LOPES, A. S.; GUILHERME, L. R. G. **Interpretação de análise de solo: Conceitos e Aplicações. Boletim técnico nº 2. ANDA. 2004.** Disponível em: <http://www.anda.org.br/multimidia/boletim_02.pdf>. Acesso em: maio. 2014.

MANCIANTI, F. Feline leishmaniasis: what's the epidemiological role of the cat? **Parasitologia**, Granada, v. 46, p. 203-206, 2004.

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. P.; GONTIJO, C. M. F. Molecular detection of *Leishmania braziliensis* in *Rattus norvegicus* in na área endemic for cutaneous leishmaniasis in Brazil. **Veterinary Parasitology**, Amsterdam, v. 183, p. 54-58, 2011.

MARCONDES, C. B.; LOZOVEI, A. L.; FALQUETO, A.; BRAZIL, R. P.; GALATI, E. A. B.; AGUIAR, G. M.; SOUZA, N. A. Influence of altitude, latitude and season of collection (Bergmann's Rule) on the dimensions of *Lutzomyia intermedia* (Lutz & Neiva, 1912) (Diptera, Psychodidae, Phlebotominae). **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, Rio de Janeiro, v. 94, n.5, p. 693-700, 1999.

MARCONDES, M.; LIMA, V. M.; ARAUJO, M. D.; HIRAMOTO, R. M.; TOLEZANO, J. E.; VIERIRA, R. F.; BIONDO, A. W. Longitudinal analysis of serological tests officially adopted by the Brazilian Ministry of Health for the diagnosis of canine visceral leishmaniasis in dogs vaccinated with Leishmune®. . **Veterinary Parasitology**, Amsterdam, v. 197, p. 649-652, 2013.

MAROLI, M.; PENNISI, M. G.; MUCCIO, T. D.; KHOURY, C.; GRADONI, L.; GRAMICCIA, M. Infection of sandflies by a cat naturally infected with *Leishmania infantum*. **Veterinary Parasitology**, Amsterdam, v. 145, p. 357-462, 2007.

.

McALPINE, J. C. **Manual of Neartic Diptera**. Research Branch: Agriculture Canada, 1981. V. 1 e 2.

MENDONÇA, L. Z. Análise da imunogenicidade e eficácia empregando-se as vacinas LBSap, Leishmune®, Leish-Tec® em uma plataforma de testes *in vivo*. 2013. 97 f. Dissertação (Mestrado em Biotecnologia) - Universidade Federal de Ouro Preto, 2013.

MICHALSKY, E. M.; ROCHA, M. F.; LIMA, A. C. V. M. R.; SILVA, J. C. F.; PIRES, M. Q.; OLIVEIRA, F. S.; PACHECO, R. S.; SANTOS, S. L.; BARATA, R. A.; ROMANHA, A. J.; FORTES-DIAS, C. L.; DIAS, E.S. Infectivity of seropositive dogs, showing different clinical forms of leishmaniasis, to *Lutzomyia Longipalpis* phlebotomine sand flie. **Veterinary Parasitology**, Amsterdam, v. 147, p. 67–76, 2007.

MICHALSKY, E. M.; FRANÇA-SILVA, J. C.; BARATA, R. A.; LARA E SILVA, F. O.; LOUREIRO, A. M. F.; FORTES-DIAS, C. L.; DIAS, E. S. Phlebotominae

distribution in Janaúba, na area of transmission for visceral leishmaniasis in Brazil. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, Rio de Janeiro, v. 104, n. 1, p. 56-61, 2009.

MISSAWA, N. A.; DIAS, E. S. Phlebotomine sand flies (Diptera: Psychodidae) in the municipality of Várzea Grande: an area of transmission of visceral leishmaniasis in the state of Mato Grosso, Brazil. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, Rio de Janeiro, v.102, p. 913-918, 2007.

MISSAWA, N. A.; LOROSA, E. S.; DIAS, E. S. Preferência alimentar de *Lutzomyia longipalpis* (Lutz & Neiva, 1912) em área de transmissão de leishmaniose visceral em Mato Grosso. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, Uberaba, v.41, p. 365 –368, 2008.

MOREIRA JUNIOR, E. D.; SOUZA, V. M. M.; SREENIVASAN, M.; NASCIMENTO, E. G.; CARVALHO, L. P. Assessment of an optimized dog-culling program in the dynamics of canine Leishmania transmission. **Veterinary Parasitology**, Amsterdam, v. 122, p. 245 – 252, 2004.

MÜLLER, G. C.; KRAVCHENKO, V. D.; RYBALO, L.; SCHLEIN, Y. Characteristics of restin-gand breeding habitats of adults sand flies in the Judean Desert. **Journal of Vector Ecology**, Santa Ana, v. 36, p. 195–205. 2011.

NAPIER, L. E.; SMITH, R. O. A. A study of the biopnomics of *Phlebotomus argentipes* with special reference to the conditions in Calcutta. **Indian Council of Medical Research**, Benglaru, v. 4: p.161-172, 1926.

NASCIMENTO, B.W.L.; SARAIVA, L.; TEIXEIRA NETO, R.G.; MEIRA, P.C.L; SANGUINETTE, C.C.;TONELLI, G.B; BOTELHO, H.A.; BELO, V.S.; SILVA, E.S.; GONTIJO, C.M.F.; ANDRADE FILHO, J.D. Study of sand flies (Diptera: Psychodidade) in visceral and cutaneous leishmaniasis areas in central western of Minas Gerais state – Brazil. **Acta Tropica**, Basel, v. 125, p. 262-268, 2013.

NASCIMENTO, E. L. T. et al. Fórum: expansão geográfica e urbanização da leishmaniose visceral no Brasil. Posfácio: novos desafios na epidemiologia da infecção por *Leishmania chagasi*. **Cadernos de Saúde Pública**, Rio de Janeiro, v. 24, n.12, p.2964-2967, 2008.

NUNES, C. M.; LIMA, V. M.; PAULA, H. B.; PERRI, S. H.; ANDRADE, A. M.; DIAS, F. E.; BURATTINI, M. N. Dog culling and replacement in an area endemic for Visceral Leishmaniasis in Brazil. **Veterinary Parasitology**, Amsterdam, v.153, p.19 – 23, 2008.

ODORIZZI, R. M. F. N.; GALATI, E. A. B. Flebotomíneos de várzea do rio Aguapeí, região noroeste do Estado de São Paulo, Brasil. **Revista de Saúde Pública**, São Paulo, v. 41, p. 645-652, 2007.

OLIVEIRA, T. M. F. S.; FURUTA, P. I.; CARVALHO, D. D. E.; MACHADO, R. Z. A study of cross-reactivity in serum samples from dogs positive for *Leishmania* sp., *Babesia canis* and *Ehrlichia canis* in enzyme-linked immunosorbent assay and indirect fluorescent antibody test. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*, São Paulo, v.17, n. 1, p.7-11, 2008.

OLIVEIRA, F. S.; PIRMEZ, C.; 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.15, n.129, p.219-227, 2005.

OLIVEIRA, D. F. **Identificação dos Criadouros Naturais de *Lutzomyia longipalpis* (DIPTERA: PSYCHODIDAE) em área endêmica para a Leishmaniose Visceral, do estado da Bahia, Brasil.** 2013. 62 f. Dissertação (Mestrado em Biotecnologia em Saúde e Medicina Investigativa) Fundação Oswaldo Cruz Centro de Pesquisa Gonçalo Moniz, Salvador, 2013.

OLIVEIRA, E. F.; ARAUJO E SILVA, E.; FERNANDES, C. E. S.; PARANHOS FILHO, A. C.; GAMARRAL, R. M.; RIBEIRO, A. A.; BRAZIL, R. P.; OLIVEIRA, A. G. Biotic factors and occurrence of *Lutzomyia longipalpis* in endemic area of visceral leishmaniasis, Mato Grosso do Sul, Brazil. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, Rio de Janeiro, v. 107, p. 396-401, 2012

OTRANTO, D.; DANTAS-TORRES, F. Fleas and ticks as vectors of *Leishmania* spp. to dogs: Caution is needed. **Veterinary Parasitology**, Amsterdam, v. 168, p.173–174, 2010.

PAIZ, L. M. **Anticorpos anti-leishmania spp. em mamíferos silvestres de vida livre da região de Botucatu, São Paulo, por meio do teste de aglutinação direta (dat)**. Trabalho acadêmico (especialização - Residência em Medicina Veterinária, Área de Zoonoses e Saúde Pública) - Universidade Estadual Paulista, Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia, Botucatu, 2013.

PALATNIK-DE-SOUSA, C. B.; SILVA-ANTUNES, I.; MORGADO, A. A.; MENZ, M.; PALATNIK, M.; LAVOR, C. Decrease of the incidence of human and canine visceral leishmaniasis after dog vaccination with Leishmune® in Brazilian endemic áreas. **Vaccine**, Kidlington, v. 27, n. 27, p. 3505–3512, 2009.

PAN AMERICAN HEALTH ORGANIZATION. Leishmaniasis: **Epidemiological Report of the Americas. Report Leishmaniasis N° 1**. 2013, Disponível em: <http://www.who.int/neglected_diseases/mediacentre/WHA_60.13_Esp.pdf - 2 - >. Acesso em out 2013.

PAZ, G. F; RIBEIRO, M. F. B.; MAGALHÃES, D. F; SATHLER, K. P. B; MORAIS, M. H. F.; FIÚZA, V. O. P.; BRANDÃO, S. T.; WERNECK, G. L.; FORTES- DIAS, C. L.; DIAS, E. S. Association between the prevalence of infestation by *Rhipicephalus sanguineus* and *Ctenocephalides felis felis* and the presence of anti-*Leishmania* antibodies: A case–control study in dogs from a Brazilian endemic area. **Preventive Veterinary Medicine**, Amsterdam, v. 97, n. 2, p. 131-133, 2010.

POLI, A.; ABRAMO, F.; BARSOTTI, P.; LEVA, S.; GRAMICCIA, M.; LUDOVISI, A. Feline leishmaniosis due to *Leishmania infantum* in Italy. **Veterinary Parasitology**, Amsterdam, v. 106, n. 3, p. 181-191, 2002.

PRONIN, T. **De 2000 para cá, leishmaniose visceral matou mais que a dengue em nove Estados**. Notícias Saúde, UOL, São Paulo, 22 nov 2012. Disponível em: <<http://noticias.uol.com.br/saude/ultimas-noticias/redacao/2012/11/22/de-2000-para-ca-leishmaniose-visceral-matou-mais-que-a-dengue-em-nove-estados.htm>>. Acesso em: jun. 2013.

QUEIROZ JUNIOR, E. M. **Validação do teste imunocromatográfico rápido *Dual Path Platform* para o diagnóstico da leishmaníase visceral canina**. 2011. 77f. Dissertação (Mestrado em Ciências Veterinárias) – Universidade Estadual do Ceará, Fortaleza, 2011.

QUEIROZ, M. F. M.; VARJÃO, J. R.; MORAES, S. C.; SALCEDO, G. E. Analysis of sandflies (Diptera: Psychodidae) in Barra do Garças, State of Mato Grosso, Brazil, and the influence of environmental variables on the vector density of *Lutzomyia longipalpis* (Lutz & Neiva, 1912). **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, São Paulo, v.45, p. 313-317, 2012.

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

RANGEL, O.; SAMPAIO, S. M. P.; CIARAVOLO, R. M. C.; HOLCMAN, M. M. The distribution pattern of *Lutzomyia longipalpis* (Diptera: Psychodidae) in the peridomiciles of a sector with canine and human visceral leishmaniasis transmission in the municipality of Dracena, São Paulo, Brazil. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, Rio de Janeiro, v. 107, 2012.

RANGEL, E. F.; SOUZA, N. A.; WERMELINGER, E. D.; BARBOSA, A. F.; ANDRADE, C. A. Biologia de *Lutzomyia intermedia* LUTZ & NEIVA, 1912 e

Lutzomyia longipalpis LUTZ & NEIVA, 1912 (DIPTERA, PSYCHODIDAE), em condições experimentais. I. Aspectos da alimentação de larvas e adultos. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, Rio de Janeiro, v. 8, p. 431-438, 1986.

RESENDE, M.C.; CAMARGO, M. C. V.; VIEIRA, J. R. M.; NOBI, R. C. A.; PORTO, N. M. N.; OLIVEIRA, C. L.; PESSANHA, J. E.; CUNHA, M. C. M.; BRANDÃO, S. T. Seasonal variation of *Lutzomyia longipalpis* in Belo Horizonte, state of Minas Gerais. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, São Paulo, v. 39, p. 51–55, 2006.

ROMERO, G. A. S.; BOELAERT, M. Control of Visceral Leishmaniasis in Latin America — A systematic review. **PLOS Neglected Tropical Diseases**, San Francisco, v.4, p. 584, 2010.

ROSYPAL, A. C.; TROY, G. C.; ZAJAC, A. M.; FRANK, G.; LINDSAY, D. S. Transplacental transmission of a North American isolate of *Leishmania infantum* in na experimentally infected beagle. **Journal of Parasitology**, Lawrence, v. 91, p. 970–972, 2005.

SANGIORGI, B.; MIRANDA, D. N.; OLIVEIRA, D. F.; SANTOS, E. P.; GOMES, F. R.; SANTOS, E. O.; BARRAL, A.; MIRANDA, J. C. Natural breeding places for phlebotomine sand flies (Diptera: Psychodidae) in a semiarid region of Bahia State, Brazil. **Journal of Tropical Medicine**, London, p. 1–5 2012.

SANTINI, M. S.; FERNÁNDEZ, M. S.; PÉREZ, A. A.; SANDOVAL, A. E.; SALOMÓN, O. D. *Lutzomyia longipalpis* abundance in the city of Posadas, northeastern Argentina: variations at different spatial scales. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz** , Rio de Janeiro, v. 107, p. 767-761, 2012.

SANTOS, D. R.; SANTOS, A. R.; SANTOS, E. S; OLIVEIRA, S.; POIANI, L. P.; SILVA, A. M. Observações sobre a atividade diurna de *Nyssomyia whitmani* (Diptera:

Psychodidae) na área urbana de Maringá, Paraná, Brasil. **Epidemiologia e Serviços de Saúde**, Brasília, v. 18, p. 227-236, 2009.

SÃO PAULO. Secretaria de Estado da Saúde, Superintendência de Controle de Endemias - SUCEN e Coordenadoria de Controle de Doenças - CCD. **Manual de Vigilância e Controle da Leishmaniose Visceral Americana do Estado de São Paulo**, São Paulo: A Secretaria, 2006, 169 p.

SÃO PAULO. Secretaria do Estado da Saúde. Coordenadoria de Controle de Doenças. Centro de Vigilância Epidemiológica “Prof. Alexandre Vranjac”. **Classificação epidemiológica dos municípios segundo o Programa de Vigilância e Controle da Leishmaniose Visceral Americana no Estado de São Paulo, atualizado em novembro de 2011**. BEPA - Boletim Epidemiológico Paulista, São Paulo, v. 8, n. 96, 2011. Disponível em: <http://www.cve.saude.sp.gov.br/bepa/txt/bepa96_lva.htm> Acesso em mar.2012.

SÃO PAULO. Superintendência de Controle de Endemias. **Leishmaniose Tegumentar. Informe on line. 2012 a**. Disponível on line em <<http://www.sucen.sp.gov.br/atuac/tegume.html>>. Acesso em Mar/2012;

SÃO PAULO. Superintendência de Controle de Endemias. **Leishmaniose Visceral. Informe on line. 2012 b**. Disponível em: <<http://www.sucen.sp.gov.br/atuac/viscer.html>>. Acesso em mar.2012

SÃO PAULO. Secretaria do Estado da Saúde. Coordenadoria de Controle de Doenças. Centro de Vigilância Epidemiológica “Prof. Alexandre Vranjac”. **Casos autóctones e óbitos de LVA, no Estado de São Paulo**. 2014 a. BEPA - Boletim Epidemiológico Paulista, São Paulo, n.7 Disponível em: <http://www.cve.saude.sp.gov.br/agencia/bepa77_lva.htm> Acesso em mar. 2014.

SÃO PAULO. Secretaria do Estado da Saúde. Coordenadoria de Controle de Doenças. Centro de Vigilância Epidemiológica “Prof. Alexandre Vranjac”. **Doenças e Agravos de notificação**. BEPA - Boletim Epidemiológico Paulista, São Paulo, v. 4, p.7, 2014.

SÃO PAULO. Secretaria do Estado da Saúde. Coordenadoria de Controle de Doenças. Centro de Vigilância Epidemiológica “Prof. Alexandre Vranjac”. **Doenças e Agravos de notificação**. BEPA - Boletim Epidemiológico Paulista, São Paulo, v. 4, p.32, 2014.

SÃO PAULO. Comitê de Leishmaniose Visceral Americana da Secretaria de Estado da Saúde de São Paulo. Classificação epidemiológica dos municípios segundo o Programa de Vigilância e Controle da Leishmaniose Visceral Americana no Estado de São Paulo, atualizado em novembro de 2011. BEPA - Boletim Epidemiológico Paulista, São Paulo, v. 8, p. 32 - 36, 2011. Disponível em: http://www.cve.saude.sp.gov.br/bepa/txt/bepa96_lva.htm > Acesso em mar. 2014.

SARAIVA, L. ANDRADE FILHO, J. D.; FALCÃO, A. L.; DE CARVALHO, D. A.; DE SOUZA, C. M.; FREITAS, C. R.; GOMES LOPES, C.R; MORENO E. C.; MELO, M. N. .Phlebotominae fauna (Diptera: Psychodidae) in an urban district of Belo Horizonte, Brazil, endemic for visceral leishmaniasis: Characterization of favored locations as determined by spatial analysis. **Acta Tropica**, Basel, v. 117 137–145, 2011.

SARAIVA, L.; CARVALHO, G. M. L.; SANGUINETTE, C. C.; CARVALHO, D. A. A.; ANDRADE FILHO, J. D. Biogeographical aspects of the occurrence of *Nyssomyia neivai* and *Nyssomyia intermedia* (Diptera: Psychodidae) in a sympatric area of the Brazilian savannah. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, Rio de Janeiro, v. 107, p. 867-872, 2012.

SEBLOVA, V.; SADLOVA, J.; VOLF, P. Development of *Leishmania* parasites in *Culicoides nubeculosus* (Diptera: Ceratopogonidae) and implications for screening vector competence. **Journal Medical Entomology**, Lanham, v. 49, n. 5, p.967-70, 2012.

SERRANO, A. C. M.; NUNES, C. M.; SAVANI, E. S. M.; D'AURIA, S. R. N.; BONELLO, F. L.; VASCONCELOS, R. O. Leishmaniose em felino na zona urbana de Araçatuba, SP – Relato de caso. **Revista Clínica Veterinária**, Rio de Janeiro, v. 76, p. 36-40, 2008.

SHAW, J.; ROSA, A. T.; SOUZA, A.; CRUZ, A. C. Os flebotomíneos brasileiros como hospedeiros e vetores de determinadas espécies. In: RANGEL, E.F.; LAINSON, R. (Eds.). **Flebotomíneos do Brasil**. Rio de Janeiro: Fundação Oswaldo Cruz, Rio de Janeiro, 2003. p. 337–351.

SHERLOCK, I. A. Ecological interactions of visceral leishmaniasis in the state of Bahia, Brazil. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, Rio de Janeiro, v. 91, p. 671–683. 1996.

SHIMABUKURO, P. H. F.; GALATI, E. A. B. Lista de espécies de Phlebotominae (Diptera, Psychodidae) do Estado de São Paulo, Brasil, com comentários sobre sua distribuição geográfica. **Biota Neotropica**, Campinas, v. 11, p. 1–20, 2011.

SILVA, F. L.; OLIVEIRA, R. G.; SILVA, T. M. A.; XAVIER, M. N.; NASCIMENTO, E. F.; SANTOS, R. L. Venereal transmission of canine visceral leishmaniasis. **Veterinary Parasitology**, Amsterdam, v. 160, p. 55–59, 2009.

SILVA, F. C. **Manual de análises químicas de solos, plantas e fertilizantes**. Brasília: Embrapa Solos, 1999.

SINGH, R.; LAL, S.; SAXENA, V. K. Breeding ecology of visceral leishmaniasis vector sandfly in Bihar state of India. **Acta Tropica**, Basel, v. 107, p. 117–120, 2008.

SOARES, R. P. P.; TURCO, S. J. *Lutzomyia longipalpis* (Diptera: Psychodidae: Phlebotominae): a review. *Anais da Academia Bras de Ciên*, v. 75, n. 3, p. 301-330, 2003.

SOUZA, C. M.; PESSANHA, J. E.; BARATA, R. A.; MONTEIRO, E. M.; COSTA, D. C.; DIAS, E. S. Study on phlebotomine sand fly (Diptera: Psychodidae) fauna in Belo Horizonte, state of Minas Gerais, Brazil. **Memorias do Instituto Oswaldo Cruz**, Rio de Janeiro, v. 99, p. 795–803, 2004.

SOUZA, T. L.; FIGUEIREDO, F. B.; ALMEIDA, A. B.; BENIGNO, C. V.; PONTES, C. S.; SOUZA, M. B. Natural breeding sites of phlebotomine sand flies (Diptera:Psychodidae) on Marambaia Island, Rio de Janeiro State, Brazil. **Acta Tropica**, Basel, v. 136, p. 104–107, 2014.

SRINIVASAN, R.; JAMBULINGAM, P.; VANAMAIL, P. Sand Fly (Diptera: Psychodidae) Abundance and Species Diversity in Relation to Environmental Factors in Parts of Coastal Plains of Southern India. **Journal of Medical Entomology**, Lanham, v. 50, p.758-763, 2013.

TAVARES-NETO, J.; BARRAL, A.; QUEIROZ-ANDRADE, M.; OLIVEIRA, S. Caracterização sócio-demográfica da população do povoado de Cavunge, Bahia. **Revista Baiana de Saúde Pública**, Salvador, v. 26, p. 60-75, 2002.

TEODORO, U.; LA SALVIA FILHO, V.; LIMA, E. M.; SPINOSA, R. P.; BARBOSA, O. C.; FERREIRA, M. E. M. C.; LONARDONI, M. V. C. Observações sobre o comportamento de flebotomíneos em ecótopos florestais e extra florestais em área endêmica de leishmaniose tegumentar americana no norte do Estado do Paraná, Sul do Brasil. **Revista de Saúde Pública**, São Paulo, v. 27, n. 4, p. 129- 133, 1993.

TESH, R., GUZMAN, H. Sand flies and the agents they transmit. In: BEATY, B. J.; MARQUARDT, W.C. (Eds.). **The Biology of Disease Vectors**. University Press of Colorado, 1996, 117–127.

TROTTA, M.; NICETTO, M.; FOGLIAZZA, A.; MONTARSI, F.; CALDIN, M.; FURLANELLO, T.; SOLANO-GALLEGO, L. Detection of *Leishmania infantum*,

Babesia canis, and rickettsiae in ticks removed from dogs living in Italy. **Ticks and Tick-borne Diseases**, Bangkok, v. 3, p. 293–296, 2012.

VAN RAIJ, B.; ANDRADE, J. C.; CANTARELLA, H.; QUAGGIO, J. A. **Análise Química para Avaliação da Fertilidade de Solos Tropicais**. Campinas: Instituto Agrônômico de Campinas, 2001.

VERÇOSA, B.; LEMOS, C.; MENDONÇA, I.; SILVA, S.; DE CARVALHO, S.; GOTO, H.; COSTA, F. Transmission potential, skin inflammatory response, and parasitism of symptomatic and asymptomatic dogs with visceral leishmaniasis. **BMC Veterinary Research**, London, v. 4, n. 45, p. 45, 2008.

VEXENAT, A. C.; SANTANA, J. M.; TEIXEIRA, A. R. L. Cross-reactivity of antibodies in human infections by the kinetoplastid protozoa *Trypanosoma cruzi*, *Leishmania chagasi* and *Leishmania (Viannia) braziliensis*. **Revista do Instituto de Medicina Tropical**, São Paulo, v. 38, n. 3, p. 177-185, 1996.

VIEIRA, V. P; FERREIRA, A. L; SANTOS, C. B; LEITE, G. R; FERREIRA, G. E. M; FALQUETO, A. Peridomestic Breeding Sites of Phlebotomine Sand Flies (Diptera: Psychodidae) in an Endemic Area of American Cutaneous Leishmaniasis in Southeastern Brazil. **American Journal of Tropical Medicine and Hygiene**, Mclean, v. 87, p. 1089–1093, 2012.

VIGILATO, M. A. N. **Distribuição espacial da leishmaniose visceral canina e humana no Município de Birigui – SP**. 2004. 84 p. Dissertação (Mestrado em Medicina Veterinária) – Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia, Universidade Estadual Paulista, Botucatu, 2004.

XIMENES, M. F. F. M.; SOUZA, M. F.; CASTELLÓN, E. G. Density of Sand Flies (Diptera: Psychodidae) in Domestic and Wild Animal Shelters in an Area of Visceral

Leishmaniasis in the State of Rio Grande do Norte, Brazil. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, Rio de Janeiro, v. 94, p. 427-432, 1999.

WERNECK, G. L.; COSTA, C. H.; WALKER, A. M.; DAVID, J. R.; WAND, M.; MAGUIRE, J. H. Multilevel modelling of the incidence of Visceral Leishmaniasis, Teresina. **Cambridge Journal Epidemiologia Infect**, Cambridge, v. 135, p. 195-201, 2007.

WORLD HEALTH ORGANIZATION. **Weekly epidemiological record**, v.77, n. 44, p.365-372, 2002 . Disponível em: < www.who.int/wer. > Acesso em mar. 2012.

YOUNG, D. G.; DUNCAN, M. A. Guide to the identification and geographic distribution of *Lutzomyia* sand flies in Mexico, the west Indies, Central and south America (Diptera: Psychodidae). **Memoirs of the American Entomological Institute**, Ann Harbor, v. 54, p. 1-81, 1994.

WORLD HEALTH ORGANIZATION. **A global brief on vector-borne diseases**. 2014. Disponível em: <http://apps.who.int/iris/bitstream/10665/111008/1/WHO_DCO_WHD_2014.1_eng.pdf?ua=1>. Acesso em maio 2014.

YAMAMOTO, D. M. **Caracterização dos determinantes ecoparasitológicos da leishmaniose visceral humana no município de Campo Grande, MS**. 2011. 71 f. Dissertação (Mestrado em Saúde e Desenvolvimento) – Faculdade de Medicina, Universidade Federal de Mato Grosso do Sul. Campo Grande, 2011.

YOUNG, D. G.; DUNCAN, M. A. Guide to the identification and geographic distribution of *Lutzomyia* sand flies in Mexico, the west Indies, Central and south America (Diptera: Psychodidae). **Memoirs of the American Entomological Institute**, Ann Harbor, v. 54, p. 1-81, 1994.

WORLD HEALTH ORGANIZATION. **A global brief on vector-borne diseases**. 2014. Disponível em: <http://apps.who.int/iris/bitstream/10665/111008/1/WHO_DCO_WHD_2014.1_eng.pdf?ua=1>. Acesso em maio 2014.

YAMAMOTO, D. M. **Caracterização dos determinantes ecoparasitológicos da leishmaniose visceral humana no município de Campo Grande, MS**. 2011. 71 f. Dissertação (Mestrado em Saúde e Desenvolvimento) – Faculdade de Medicina, Universidade Federal de Mato Grosso do Sul. Campo Grande, 2011.