



UNIVERSIDADE FEDERAL DO RIO GRANDE DO NORTE
CENTRO DE BIOCÊNCIAS
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIAS
BIOLÓGICAS



MARCOS PAULO GOMES PINHEIRO

FLEBOTOMÍNEOS (DIPTERA: PSYCHODIDAE) EM UM SISTEMA
AGROFLORESTAL DA REGIÃO METROPOLITANA DE NATAL, RIO GRANDE DO
NORTE, BRASIL

NATAL/RN
2010

MARCOS PAULO GOMES PINHEIRO

**FLEBOTOMÍNEOS (DIPTERA: PSYCHODIDAE) EM UM SISTEMA
AGROFLORESTAL DA REGIÃO METROPOLITANA DE NATAL, RIO GRANDE DO
NORTE, BRASIL**

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Ciências Biológicas da Universidade Federal do Rio Grande do Norte para obtenção do título de Mestre em Ciências Biológicas.

Orientadora: Profa. Dra. Maria de Fátima Freire de Melo Ximenes

NATAL/RN
2010

Catálogo da Publicação na Fonte. UFRN / Biblioteca Setorial do Centro de
Biociências

Pinheiro, Marcos Paulo Gomes.

Flebotomíneos (Diptera: Psychodidae) em um sistema agroflorestal da
Região Metropolitana de Natal, Rio Grande do Norte, Brasil / Marcos
Paulo Gomes Pinheiro. – Natal, RN, 2010.

86 f.


Orientadora: Maria de Fátima Freire de Melo Ximenes.

Dissertação (Mestrado) – Universidade Federal do Rio Grande do
Norte. Centro de Biociências. Programa de Pós-Graduação em
Ciências Biológicas.

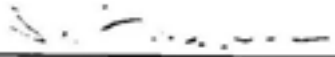
1. Phlebotominae – Dissertação 2. Leishmaniose Tegumentar
Americana – Dissertação. 3. Sistema Agroflorestal – Dissertação. I.
Ximenes, Maria de Fátima Freire de Melo. II. Universidade Federal
do Rio Grande do Norte. III. Título.

RN/UF/BSE-CB


CDU 616.993.161



Prof. Dr. Maria de Fátima Freire de Melo Ximenes
Depto. de Microbiologia e Parasitologia - UFRN
Presidente - Orientador



Prof. Dr. Silva Pinz Branco Filho
Depto. de Microbiologia e Parasitologia - F. CORUZ / Recife
Membro Convocado Externo



Prof. Dr. Herbert Teodoro de Almeida Andrade
Depto. de Microbiologia e Parasitologia - UFRN
Membro Convocado Interno à Instituição

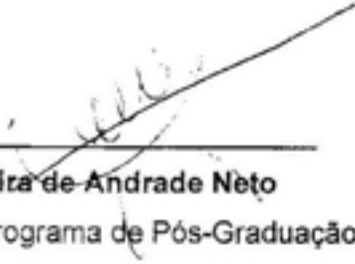


Marcos Paulo Gomes Pinheiro



Louise da Mata Oliveira Prado
Secretária do PPgCB

Visto,



Valter Ferrel de Andrade Neto
Coordenador do Programa de Pós-Graduação
em Ciências Biológicas / UFRN



UNIVERSIDADE FEDERAL DO RIO GRANDE DO NORTE
CENTRO DE BIOCÊNCIAS
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIAS BIOLÓGICAS

ATA DA 40ª SESSÃO PÚBLICA PARA JULGAMENTO DA DISSERTAÇÃO DE MESTRADO NA ÁREA DE CIÊNCIAS BIOLÓGICAS DO CENTRO DE BIOCÊNCIAS, UFRN.

Aos 03 (três) dias do mês de março de dois mil e dez, às 09:00 (nove) horas na Sala de Reuniões do Centro de Biotecnologia da UFRN, reuniu-se a Banca Examinadora composta pelos Professores Doutores Maria de Fátima Freire de Melo Ximenes (Orientador), Sinval Pinto Brandão Filho e Herbet Tadeu de Almeida Andrade para a defesa pública de Dissertação de Mestrado de MARCCOS PAULO GOMES PINHEIRO, intitulada "FLEBOTOMÍNEOS (DIPTERA: PSYCHODIDAE) EM UM SISTEMA AGROFLORESTAL DA REGIÃO METROPOLITANA DE NATAL, RIO GRANDE DO NORTE, BRASIL". A sessão pública foi aberta pela Profa. Dra. Maria de Fátima Freire de Melo Ximenes, na qualidade de Presidente, que após a apresentação da Banca e das regras da sessão, passou a palavra ao pós-graduando para a apresentação de seu trabalho para a Banca Examinadora e para o público presente. Após a apresentação da Dissertação, a Professora Orientadora passou a palavra ao Prof. Dr. Sinval Pinto Brandão Filho para início da arguição e, posteriormente, ao Prof. Dr. Herbet Tadeu de Almeida Andrade, que fez as considerações finais sobre o trabalho. Concluída a arguição, a Banca Examinadora reuniu-se em sessão secreta para a apreciação do trabalho de Dissertação, decidindo que o candidato foi APROVADO. Encerrada a sessão secreta, o Presidente da Banca Examinadora proclamou o resultado final da defesa. Nada mais havendo a tratar, foi encerrada a sessão da qual eu, Louise da Mata, Secretária do Programa de Pós-Graduação em Ciências Biológicas, lavrei a presente ata que assino juntamente com a Banca Examinadora. Natal - RN, 03 de março de 2010.

AGRADECIMENTOS

O presente trabalho só se tornou possível graças à participação de muitos. Cada um, a seu modo, contribuiu para sua realização. A eles meu sincero reconhecimento:

Ao Deus Criador e mantenedor da vida;

À minha Orientadora, professora Fátima Ximenes;

Ao Programa de Pós-Graduação em Ciências Biológicas, seu coordenador, o professor Valter Andrade-Neto, e às secretária Louise e Juliana;

Ao meu pai, Paulo Barbosa, e à minha mãe Luziana Gomes;

Às minhas irmãs, Lidiane e Luciana;

À minha namorada Paula;

A meus tios e tias;

A minha prima, Marluce Pinheiro;

Aos professores de Entomologia: Herbet Tadeu, Ricardo Andrezza e Renata Antonaci;

Aos amigos do LabEnt (Laboratório 2): Eliúde, Gláucia, Hilário, Katrine, Paulo, Rodrigo, Thiago e Vanessa;

Aos que fazem a EMPARN na pessoa do Dr. Marcone e dos senhores Gilmar (meteorologia) Mário Sérgio, Marcos e Antônio (Estação Experimental Rommel M. Faria);

A todos os amigos da Escola Estadual Maria Cristina (direção, professores e funcionários);

Ao Dr. Sinval Pinto Brandão-Filho do CPqAM/FIOCRUZ/PE;

Aos professores Carlos Brisola Marcondes e Valdir Balbino, por contribuírem com a confirmação de algumas espécies;

Ao professor Paulo, do Departamento de Estatística;

Ao professor Maurício Sales, e a Nednaldo, Fabíola, Virgínia e Patrícia do Departamento de Bioquímica;

Aos colegas do Laboratório 1;

Aos amigos, colegas e professores da Pós-Graduação em Ciências Biológicas;

A todos os professores, colegas, amigos e parentes que de alguma forma participaram.

RESUMO

Os flebotomíneos se destacam como importantes transmissores das leishmanioses. As fêmeas necessitam realizar repasto sanguíneo, o que as possibilita veicular protozoários do gênero *Leishmania*, que podem originar a leishmaniose visceral (LV) ou a leishmaniose tegumentar americana (LTA), além de transmitirem outros parasitos. As leishmanioses são enfermidades de ampla importância e distribuição mundial, cuja infecção é consequente da interação dos animais reservatórios com o inseto vetor, o protozoário parasito e o hospedeiro sadio. No Rio Grande do Norte (RN) esses insetos são importantes transmissores da LV, que geralmente se apresenta de forma mais grave e ocorre principalmente na região metropolitana, tendo o cão como principal reservatório, e *Lutzomyia longipalpis* como vetor. A LTA está mais presente nas áreas serranas do estado. Além da hematofagia, exercida pelas fêmeas, ambos os sexos necessitam ingerir carboidratos, que são essenciais para as necessidades energéticas dos flebotomíneos e podem interferir no desenvolvimento da *Leishmania*. O objetivo desse estudo foi levantar a ocorrência e abundância de flebotomíneos nos diversos ambientes da fazenda da Empresa de Pesquisas Agropecuárias do RN, no Município de Parnamirim, buscando relacionar essa ocorrência com referenciais climatológicos, biológicos e hábitos alimentares. Foram realizadas 03 coletas consecutivas mensais com armadilhas CDC em um fragmento de Mata Atlântica, em uma residência, e em plantações de cajueiro, de coqueiro anão e gigante, de mangueira, de bananeira, de eucalipto, acácia, feijão e em criação de caprinos. Foram coletados 1241 flebotomíneos de oito espécies, *Lutzomyia evandroi*, *Lutzomyia longipalpis*, *Lutzomyia shannoni*, *Lutzomyia sordellii*, *Lutzomyia walkeri*, *Lutzomyia wellcomei*, *Lutzomyia whitmani*, e *Lutzomyia intermedia*, sendo a maioria destes no ambiente de mata. *L. longipalpis*, principal espécie transmissora de LV, se confirmou como espécie adaptada a ambientes antrópicos, enquanto outras como *L. wellcomei*, vedora de LTA, se mostrou predominantemente silvestre. Foi feita caracterização de carboidratos em flebotomíneos e vegetais da região, visando relacioná-los, o que demonstrou que algumas plantas exóticas como capim e eucalipto podem ter algum papel no processo de adaptação dessas espécies a ambientes modificados. Através da criação em laboratório, observou-se para *L. shannoni* ciclo biológico médio de 53,5 dias de ovo a adulto e ainda a possibilidade de diapausa em *L. wellcomei*. Esse estudo constitui uma fonte de informações que poderá contribuir com a vigilância epidemiológica das leishmanioses tegumentar e visceral no Estado, uma vez que analisa a bioecologia das espécies transmissoras, assim como seu potencial de adaptação a novos ambientes.

Palavras-chave: Phlebotominae. Leishmaniose tegumentar americana. Leishmaniose visceral. Carboidratos. Sistema agroflorestral.

ABSTRACT

Sandflies stand out as important vectors of leishmaniasis. The females need to ingest blood meals, enabling them to transmit protozoa of the genus *Leishmania*, which may give rise to visceral leishmaniasis (VL) or American tegumentary leishmaniasis (ATL), in addition to transmitting other parasites. Leishmaniasis are important infirmities, distributed worldwide, whose infection results from the interaction of reservoir animals, the vector insect, parasitic protozoa and the healthy host. In the state of Rio Grande do Norte (RN), Brazil, these insects are important transmitters of VL, which usually presents in the most serious form. It occurs mainly in metropolitan areas, with the dog as its main reservoir and *Lutzomyia longipalpis* as the vector. ATL is most present in the highland areas of the state. In addition to hematophagia, engaged in by the females, both sexes need to ingest carbohydrates, which are essential to the sand flies' energy requirements and may interfere in the development of *Leishmania*. The aim of this study was to determine the occurrence and abundance of sand flies in different environments on the farm belonging to the Empresa de Pesquisas Agropecuárias do RN (Institute of Agricultural Research of RN), in the municipality of Parnamirim, in order to relate this occurrence with climatological and biological references and eating habits. Three consecutive monthly collections were carried out with CDC traps in a fragment of the Atlantic Forest, in a residence, on a goat breeding farm and on cashew, dwarf and giant coconut, mango, banana, eucalyptus, acacia and bean plantations. A total of 1241 sandflies from eight species (*Lutzomyia evandroi*, *Lutzomyia longipalpis*, *Lutzomyia shannoni*, *Lutzomyia sordellii*, *Lutzomyia walkeri*, *Lutzomyia wellcomei*, *Lutzomyia whitmani*, and *Lutzomyia intermedia*) were collected, most in the forest environment. *L. longipalpis*, the main VL transmitter, was confirmed as a species adapted to anthropic environments, whereas others such as *L. wellcomei*, the vector of ATL, occurred predominantly in forests. Carbohydrate characterization of the sand flies and plants of the region demonstrated that a number of exotic plants such as hay and eucalyptus may play some role in the adaptation of these species to modified environments. Breeding in laboratory showed a mean biological cycle of 53.5 days from egg to adulthood for *L. shannoni* and the possibility of diapause behavior in *L. wellcomei*. This study serves as a source of information that may contribute to the epidemiological vigilance of tegumentary and visceral leishmaniasis in the state, given that it analyzes the bioecology of transmitting species, as well as their potential to adapt to new environments.

Keywords: Phlebotominae. American tegumentary leishmaniasis. Visceral leishmaniasis. Carbohydrates. Agriforest system.

LISTA DE ILUSTRAÇÕES

Figura 1 – Flebotomíneos (<i>Lutzomyia sp.</i>) adultos (A: fêmea e B: macho).	13
Figura 2 – Segmentos abdominais e terminália de macho (A) e de fêmea (B).	14
Figura 3 – Ovos de flebotomíneo.	15
Figura 4 – Larva de <i>Lutzomyia shannoni</i> .	16
Figura 5 – Pupa de <i>L. shannoni</i> .	17
Figura 6 – Casos de LV notificados no RN de 2000 a 2009.	21
Figura 7 – Casos de LTA notificados no RN de 2000 a 2009.	21
Figura 8 – Ciclo de <i>Leishmania sp.</i> em hospedeiro vertebrado e invertebrado.	23
Figura 9 – Portão de entrada da área pesquisada.	29
Figura 10 – Região Metropolitana e Município onde foi realizada a pesquisa.	30
Figura 11 – Imagem aérea da área de estudo.	30
Figura 12 – Armadilha CDC instalada em fragmento de Mata Atlântica.	32
Figura 13 – Armadilha CDC instalada em coqueiro híbrido gigante.	32
Figura 14 – Armadilha CDC instalada em coqueiro anão verde.	33
Figura 15 – Armadilha CDC instalada em cajueiro.	34
Figura 16 – Armadilha CDC instalada em mangueira.	34
Figura 17 – Armadilha CDC instalada em galinheiro junto à casa.	35
Figura 18 – Armadilha CDC instalada em plantação de eucalipto e acácia.	36
Figura 19 – Armadilha CDC instalada em plantação de bananeiras.	36
Figura 20 – Armadilha CDC instalada em plantação de feijão.	37
Figura 21 – Criação de caprinos onde foram feitas capturas.	37
Figura 22 – Ocorrência de flebotomíneos nos ambientes pesquisados de janeiro a dezembro de 2008.	43
Figura 23 – Ocorrência de flebotomíneos nos ambientes pesquisados de maio a dezembro.	44
Figura 24 – Ocorrência de flebotomíneos e precipitação.	45
Figura 25 – Ocorrência de flebotomíneos em todos os ambientes pesquisados.	45
Figura 26 – Ocorrência de espécies na mata.	47
Figura 27 – Ocorrência de flebotomíneos e precipitação na mata de janeiro a dezembro de 2008.	47

Figura 28 – Precipitação, temperatura e ocorrência de <i>L. wellcomei</i> na mata de janeiro a dezembro de 2008.	48
Figura 29 – Ocorrência de <i>L. wellcomei</i> de janeiro a dezembro de 2008.	48
Figura 30 – Ocorrência de espécies na área de coqueiro gigante.	49
Figura 31 – Ocorrência de flebotomíneos e variáveis climáticas na área de coqueiro gigante.	50
Figura 32 – Ocorrência de espécies na área de coqueiro anão verde.	51
Figura 33 – Ocorrência de flebotomíneos e variáveis climáticas na área de coqueiro anão verde.	51
Figura 34 – Ocorrência de espécies na área de cajueiros.	52
Figura 35 – Ocorrência de flebotomíneos (<i>L. longipalpis</i> , <i>L. evandroi</i> e <i>L. walkeri</i>) e variáveis climáticas na área de cajueiros.	53
Figura 36 – Ocorrência de flebotomíneos (<i>L. walkeri</i> , <i>L. evandroi</i> e <i>L. whitmani</i>) e variáveis climáticas na área de mangueiras.	54
Figura 37 – Ocorrência de espécies na área de mangueiras.	54
Figura 38 – Ocorrência de espécies na área da casa/galinheiro.	55
Figura 39 – Ocorrência de flebotomíneos e variáveis climáticas na área da casa/galinheiro.	56
Figura 40 – Ocorrência de espécies na área de eucalipto/acácia.	57
Figura 41 – Ocorrência de flebotomíneos e variáveis climáticas na área eucalipto/acácia.	57
Figura 42 – Ocorrência de flebotomíneos e variáveis climáticas na área das bananeiras.	58
Figura 43 – Ocorrência de espécies na área de bananeiras.	58
Figura 44 – Ocorrência de flebotomíneos e variáveis climáticas na área de feijão/caprinos.	59
Figura 45 – Ocorrência de espécies na área de feijão/caprinos.	60
Figura 46 – Duração média do ciclo evolutivo de <i>Lutzomyia shannoni</i> de ovo a pupa.	63

LISTA DE TABELAS

Tabela 1 – Distância (em metros) entre os pontos de coleta, tomando-se como referência o ponto casa/galinheiro.	31
Tabela 2 – Ocorrência de espécies de flebotomíneos nas seis áreas pesquisadas de janeiro a dezembro de 2008.	42
Tabela 3 – Ocorrência de flebotomíneos por ecótopos pesquisados de maio a dezembro de 2008.	43
Tabela 4 – Ocorrência mensal de flebotomíneos nos ecótopos pesquisados de janeiro a dezembro.	44
Tabela 5 – Ocorrência mensal de flebotomíneos nos ecótopos pesquisados de maio a dezembro.	44
Tabela 6 – Ocorrência de espécies na mata.	46
Tabela 7 – Ocorrência de espécies na área de coqueiro gigante.	49
Tabela 8 – Ocorrência de espécies na área de coqueiro anão verde.	50
Tabela 9 – Ocorrência mensal de espécies na área de coqueiro anão verde.	51
Tabela 10 – Ocorrência de espécies na área de cajueiros.	52
Tabela 11 – Ocorrência de espécies na área de mangueiras.	53
Tabela 12 – Ocorrência de espécies na área da casa/galinheiro.	55
Tabela 13 – Ocorrência de espécies na área de eucalipto/acácia.	56
Tabela 14 – Ocorrência de espécies na área das bananeiras.	58
Tabela 15 – Ocorrência de espécies na área feijão/caprinos.	59
Tabela 16 – Relação molar de monossacarídeos detectados em flebotomíneos e em vegetais da área.	62

LISTA DE ABREVIATURAS E SIGLAS

CDC – Center for Diseases Control

EMPARN – Empresa de Pesquisas Agropecuárias do Rio Grande do Norte

g – gravidade

HPLC – High performance liquid chromatography

LTA – Leishmaniose tegumentar americana

LV – Leishmaniose visceral

ml – mililitro

m² – metro quadrado

uL – Microlitro

RN – Rio Grande do Norte

SUMÁRIO

1	INTRODUÇÃO	13
1.1	ASPECTOS GERAIS	13
1.1.1	Formas imaturas de flebotomíneos	15
1.2	ALIMENTAÇÃO DOS FLEBOTOMÍNEOS	17
1.2.1	Carboidratos	17
1.2.2	Hematofagia	19
1.3	AS LEISHMANIOSES	19
1.3.1	Ciclo da <i>Leishmania</i>	22
1.3.2	Leishmaniose visceral (LV)	23
1.3.3	Leishmaniose tegumentar americana (LTA)	25
2	OBJETIVOS	28
2.1	OBJETIVO GERAL	28
2.2	OBJETIVOS ESPECÍFICOS	28
3	METODOLOGIA E MATERIAIS UTILIZADOS	29
3.1	CARACTERIZAÇÃO GERAL DA ÁREA DE ESTUDO	29
3.2	CARACTERIZAÇÃO DOS PONTOS DE COLETA	31
3.2.1	Área de fragmento de Mata Atlântica	31
3.2.2	Área de plantação de coqueiro híbrido gigante	32
3.2.3	Área de plantação de coqueiro anão verde	33
3.2.4	Área de plantação de cajueiros	33
3.2.5	Área das mangueiras	34
3.2.6	Área da casa/galinheiro	35
3.2.7	Área de plantação de eucalipto e acácia	35
3.2.8	Área de plantação de bananeiras	36
3.2.9	Área de plantação de feijão e criação de caprinos	37
3.3	PROCEDIMENTO DE COLETA DE FLEBOTOMÍNEOS	38
3.4	BUSCA DE AFÍDEOS E COCCÍDEOS	39
3.5	MONTAGEM E IDENTIFICAÇÃO DOS FLEBOTOMÍNEOS	39
3.6	ANÁLISE PARA IDENTIFICAÇÃO DE CARBOIDRATOS	39
3.6.1	Análise bioquímica em flebotomíneos	39
3.6.2	Análise bioquímica em amostras vegetais	40

3.7	CICLO BIOLÓGICO DE FLEBOTOMÍNEOS EM LABORATÓRIO	40
3.8	ANÁLISE ESTATÍSTICA	41
4	RESULTADOS	42
4.1	COLETAS	42
4.1.1	Fragmento de Mata Atlântica	45
4.1.2	Área de plantação de coqueiro híbrido gigante	48
4.1.3	Área de plantação de coqueiro anão verde	50
4.1.4	Área de plantação de cajueiros	52
4.1.5	Área de mangueiras	53
4.1.6	Área casa/galinheiro	54
4.1.7	Área de plantação de eucalipto e acácia	56
4.1.8	Área de plantação de bananeiras	57
4.1.9	Área de plantação de feijão e criação de caprinos	59
4.2	BUSCA DE AFÍDEOS E COCCÍDEOS	60
4.3	ANÁLISES PARA DETERMINAÇÃO DE CARBOIDRATOS	60
4.4	CICLO BIOLÓGICO DE FLEBOTOMÍNEOS EM LABORATÓRIO	62
5	DISCUSSÃO	64
6	CONCLUSÕES	71
	REFERÊNCIAS	72

1 INTRODUÇÃO

1.1 ASPECTOS GERAIS

Os insetos se destacam como importantes vetores, especialmente as fêmeas de algumas espécies da ordem Diptera, que necessitam de proteínas sanguíneas para maturação ovariana, e que, ao realizarem o repasto, veiculam patógenos tais como vírus, bactérias e protozoários. Esses organismos têm sido responsabilizados por inúmeras epidemias que ao longo da história da humanidade dizimaram algumas populações humanas mudando, possivelmente, o curso da história (ZINSSER 1935, *apud* CARRERA 1994).

Dentre os dípteros vetores, é relevante a importância da família Psychodidae, e dentro desta, algumas espécies da subfamília Phlebotominae. Os flebotomíneos (Diptera, Psychodidae, Phlebotominae) são pequenos dípteros de comportamento em geral noturno ou crepuscular, conhecidos popularmente como mosquito-palha, cangalhinha, asa-dura, tatuquira, flebótomo ou biriguí (Figura 1).

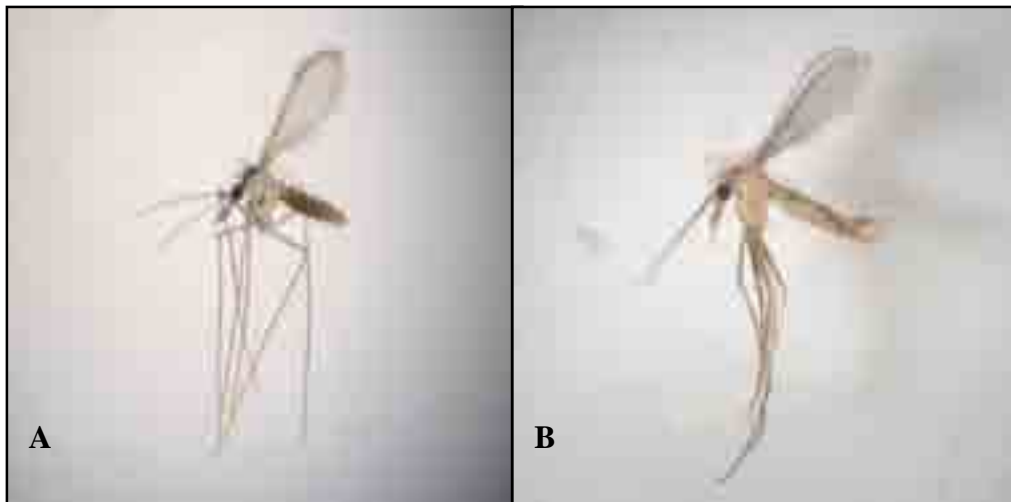


Figura 1 – Flebotomíneos (*Lutzomyia sp.*) adultos (A: fêmea e B: macho).

Os flebotomíneos apresentam pequeno porte, medindo de 2 a 3 milímetros e seu corpo é densamente piloso. Os adultos, uma vez que são bastante sensíveis ao ressecamento, costumam procurar um abrigo que mantenha uma mínima variação de temperatura e umidade, em diferentes ambientes como caules de árvores, tocas, folheto, arbustos, copas de árvores e arbustos, fendas em rochas, ou mesmo em abrigos de animais domésticos ou domicílios de

seres humanos onde realizam o repasto sanguíneo (AGUIAR et al., 1985; ALEXANDER et al., 1992; AZEVEDO et al., 1993; BASIMIKE et al., 1991; COMER; BROWN, 1993; GOMES et al., 1980; MEMMOTT, 1991).

Esses insetos são holometábolos, ou seja, seu ciclo de vida inicia no ovo. Eclode então a larva, que passa por quatro estádios, seguidos pela forma pupal, de onde emerge finalmente o inseto adulto. Externamente, os machos se distinguem das fêmeas por possuírem uma terminália formada por três pares de apêndices, enquanto a fêmea apresenta o abdome curvo e abaulado (Figura 2).

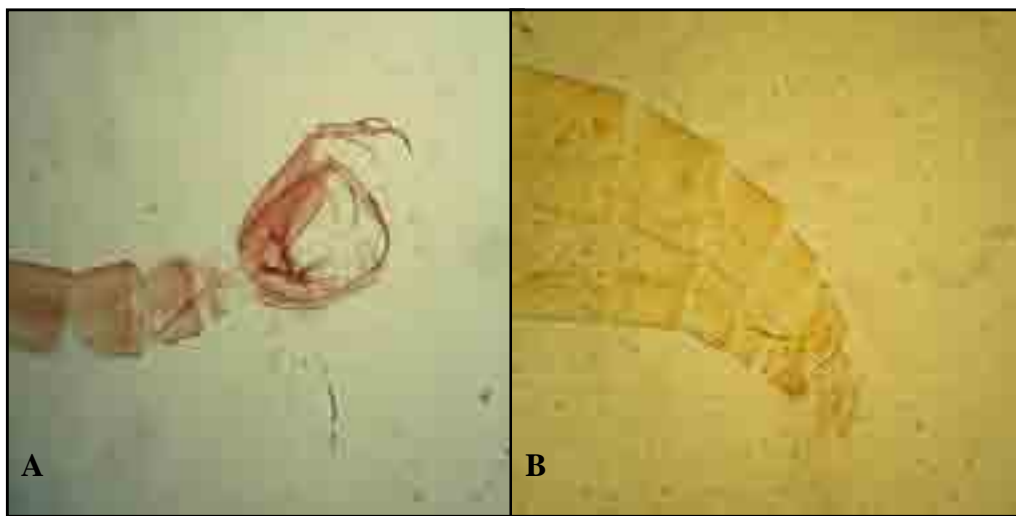


Figura 2 – Segmentos abdominais e terminália de macho (A) e de fêmea (B).

As fêmeas são hematófagas e importantes vetoras das leishmanioses, doenças de ampla distribuição mundial, causadas por protozoários do gênero *Leishmania*, que, dependendo da espécie, podem se apresentar na forma visceral ou tegumentar, atingindo seres humanos e animais.

No gênero *Phlebotomus* estão contidas as espécies do Velho Mundo (Ásia, África e Europa) e no gênero *Lutzomyia* as do Novo Mundo (KILLICK-KENDRICK, 1990; SHAW; LAINSON, 1987; YOUNG; DUNCAN, 1994). Além de transmissores de agentes causadores das leishmanioses tegumentar americana (LTA) e leishmaniose visceral (LV) (YOUNG; DUNCAN, 1994), os flebotomíneos também podem ser vetores de *Vesiculovirus*, vírus causadores da estomatite vesicular (STEFANO et al., 2002), de bactérias do gênero *Bartonella*, que causam a doença de Carrión, também conhecida como verruga peruana, e a febre das trincheiras, dentre outras, além de alguns arbovírus (DANTAS et al., 2006).

1.1.1 Formas imaturas de flebotomíneos

Ovos

Os ovos dos flebotomíneos podem medir, conforme a espécie, cerca de 300 a 500 micrômetros de comprimento por 70 a 150 micrômetros de largura. Possuem forma ovóide ou elipsóide e são de coloração clara após a postura, passando a se tornar escuros depois de algum tempo. Apesar de apresentarem certas ornamentações essa característica ainda não pode ser utilizada como meio de identificação (RANGEL; LAINSON, 2003).



Figura 3 – Ovos de flebotomíneo.

Em condições de laboratório, uma fêmea realiza postura de 40 ovos, em média, que podem ser dispostos isoladamente ou em grupos, embora isso possa variar de acordo com a espécie. Uma substância produzida pelas glândulas acessórias dá impermeabilização aos ovos e faz com que estes fiquem aderidos ao substrato (RANGEL; LAINSON, 2003).

Larvas

As larvas dos flebotomíneos são claras e vermiformes. Vivem no solo úmido e sombreado, com abundante matéria orgânica animal e vegetal em decomposição, da qual se

alimentam após a eclosão (FORATTINI, 1973). Alimentam-se também das cascas dos ovos e dos corpos dos adultos mortos (RANGEL; LAINSON, 2003).



Figura 4 – Larva de *Lutzomyia shannoni*.

O corpo das larvas possui cabeça bem desenvolvida e mais escura que o restante do corpo, e mais doze segmentos, dos quais três são torácicos e nove abdominais. Na cabeça existem as antenas e as peças bucais trituradoras e, no último segmento abdominal, observa-se um par de filamentos no primeiro estágio (L_1) e dois pares nos seguintes (L_2 , L_3 e L_4).

Pupas

As pupas dos flebotomíneos possuem 13 segmentos, sendo os quatro primeiros fundidos, formando o cefalotórax e, os outros nove, compondo o abdome. São inicialmente de cor clara, tornando-se mais escura ao longo do tempo e conforme fica mais próximo o momento da emergência do adulto (RANGEL; LAINSON, 2003).



Figura 5 – Pupa de *L. shannoni*.

1.2 ALIMENTAÇÃO DOS FLEBOTOMÍNEOS

1.2.1 Carboidratos

Os flebotomíneos adultos, machos e fêmeas, necessitam realizar ingestão de carboidratos, que fornecem a energia necessária à sobrevivência e às atividades de deslocamento, acasalamento e postura. Assim, os açúcares ingeridos pelos flebotomíneos correspondem à fonte de energia necessária para estes insetos, sem a qual viveriam apenas poucos dias após emergir (CAVALCANTE et al., 2006) e essenciais para sua colonização, reprodução, manutenção de uma população e, conseqüentemente, à possibilidade de atuarem como transmissores das leishmanioses.

Diversos estudos apontam que uma alimentação pobre em carboidratos coincide com uma curta expectativa de vida, o que ficou evidenciado com *Phlebotomus papatasi*, flebotomíneo transmissor de *Leishmania major*, agente etiológico de leishmaniose cutânea no Velho Mundo, (SCHLEIN; JACOBSON, 1999).

A aquisição de carboidratos por parte desses insetos ainda é pouco conhecida, uma vez que os trabalhos que procuram evidenciar as fontes utilizadas são escassos. Contudo, alguns açúcares como a frutose, a glicose e a sacarose são freqüentemente encontrados (LEWIS; DOMONEY, 1966; MORTON et al., 1991), e também turanose, rafinose, trealose e maltose (WALLBANKS et al., 1991; SOUZA et al., 1992).

Alguns estudos sugerem a utilização de néctar de flores, ou frutos de árvores nativas ou exóticas (CHANIOTIS, 1974). Muitas evidências apontam que os açúcares secretados por homópteros das famílias Afidae e Coccidae, a turanose e a melizitose, representam uma das fontes de carboidratos utilizada (MOORE et al., 1987; MACVICKER et al., 1990; WALLBANKS et al., 1991), assim como a seiva obtida diretamente de alguns grupos vegetais, preferindo, contudo, um reduzido número de espécies florísticas (SCHLEIN; JACOBSON, 1994; SCHLEIN; MULLER, 1995; SCHLEIN; JACOBSON, 1999).

Através de observações em laboratório, foi possível inferir que certas espécies de flebotomíneos são atraídas especificamente por algumas espécies vegetais em particular como fontes de carboidratos, e que dão preferência a aquelas cujos galhos estão impregnados com as secreções açucaradas dos afídeos (SCHLEIN; WARBURG, 1986; KILLICK-KENDRICK; KILLICK-KENDRICK, 1987; SCHLEIN; JACOBSON, 1999; CAMERON et al., 1995a,b).

Na área do Vale do Jordão, região bastante árida de Israel, não há afídeos no período mais seco, o que faz com que *P. papatasi* esteja adaptado a adquirir açúcares diretamente de plantas (JACOBSON et al., 2001).

É importante ainda ressaltar a relação entre a viabilidade do parasita e a existência desses açúcares na alimentação dos flebotomíneos, uma vez que a nutrição através de açúcares pode ter importante contribuição na transmissão das leishmanioses. A ingestão de açúcares é, portanto, essencial para as necessidades energéticas dos flebotomíneos, e a *Leishmania* que eles hospedam em seu trato digestivo também é dependente dessa alimentação, da qual faz uso para se multiplicar e sobreviver (JACOBSON et al., 2001).

Ao se alimentarem em plantas, os flebotomíneos podem ainda ingerir partículas de celulose, que são incapazes de digerir, mas enzimas celulósicas podem ser secretadas por promastigotas de *Leishmania*, como *L. major*, o que contribui para a quebra da celulose em flebotomíneos infectados e sustenta seu desenvolvimento. Experimentos demonstraram que *P. papatasi* foi capaz de degradar celulose apenas se infectado por *L. major*, devendo esta ser uma importante fonte de nutrientes para as formas promastigotas (JACOBSON et al., 2001).

Os flebotomíneos têm uma área de deslocamento relativamente curta. Apesar de já terem sido recapturados a distâncias bem maiores, o mais comum entre as espécies de *Lutzomyia* é que se afastem até 200 metros, o que limita sua área de alimentação (ALEXANDER, 1987; ALEXANDER; YOUNG, 1992; MORRISON et al., 1993). Portanto, esses organismos estão limitados a uma determinada área, tornando-se relevante o conhecimento de seus meios de obtenção de nutrientes em áreas próximas aos locais de captura.

1.2.2 Hematofagia

A realização do repasto sanguíneo por parte das fêmeas é imprescindível à maturação ovariana e, conseqüentemente, ao completo ciclo reprodutivo desses insetos. Apesar de existirem relatos excepcionais de hematofagia de machos de *L. longipalpis* em condições de laboratório (GONTIJO et al., 1987) esse comportamento ainda é considerado excepcional.

Durante o repasto, a fêmea introduz suas peças bucais na pele do hospedeiro vertebrado, causando traumas e laceração em pequenos vasos e pequenas hemorragias locais. Nesse processo de hematofagia é essencial o papel da saliva, que facilita o repasto inibindo a coagulação sanguínea e causando vasodilatação (RIBEIRO, 1995; RIBEIRO; FRANCISCHETTI, 2003). Assim, torna-se necessário o completo desenvolvimento das peças bucais e glândulas salivares do inseto, assim como a presença de uma reserva de saliva suficiente a essa função. Gomes Brazil (2000), estudando *L. longipalpis* em laboratório, observou que as glândulas salivares iniciam a secreção da saliva ao final de 24 horas após a emergência dos adultos, estando em condições plenas ao final de 48 horas, quando as glândulas se mostram globosas e repletas de saliva.

A presença de potentes anticoagulantes e vasodilatadores na saliva dos flebotomíneos (RIBEIRO et al., 1989; LERNER; SHOEMAKER 1992) é de suma importância na alimentação sanguínea destes insetos, uma vez que as peças bucais são relativamente curtas, impossibilitando a penetração nas camadas mais profundas da pele, sendo portanto através da dilaceração dos tecidos pela ação das peças bucais, junto com as substâncias da saliva, que se formam gotas de sangue (RIBEIRO et al., 1989) que são então mais facilmente sugadas pelo inseto. É importante ressaltar que as espécies que costumam se alimentar em animais de sangue frio apresentam glândulas salivares bem mais desenvolvidas em comparação com aqueles que preferem os de sangue quente (LEWIS, 1965).

1.3 AS LEISHMANIOSES

As Leishmanioses estão entre as principais doenças humanas transmitidas por insetos vetores (ROHOUSOVA; OZENSOY, 2005). Presentes em 88 países de quatro continentes, são doenças de ampla distribuição, cujos sintomas podem se apresentar desde a forma de lesões

cutâneas a enfermidades viscerais, dependendo da espécie ocorrente, da resposta imune do hospedeiro e outros fatores ainda não esclarecidos (VOLF; HOSTOMSKA, 2008). A infecção por leishmaniose é consequência da interação entre o inseto transmissor, os animais considerados reservatórios e o parasita, que durante o repasto sanguíneo é inoculado no hospedeiro sadio (KILLICK-KENDRICK, 1990).

O animal reservatório pode variar de acordo com a região, podendo ser doméstico, selvagem ou ambos. Raposas (*Cerdocyon thous*) e cães (*Canis familiaris*) são considerados importantes reservatórios de LV em ambientes silvestres e urbanos, respectivamente (LAINSON et al., 1969).

O gênero *Leishmania* faz parte da família Trypanosomatidae, ordem Kinetoplastida, e possui inúmeras espécies, das quais cerca de 20 são patogênicas para seres humanos (ASHFORD, 2000), sendo *L. amazonensis*, *L. guyanensis*, *L. braziliensis*, *L. shawi*, *L. laissoni*, *L. naiffi* e *L. chagasi* as principais ocorrentes no Brasil.

A LTA, assim como a LV, ocorre geralmente em áreas com condições sócio-econômicas precárias (MARZOCHI; MARZOCHI, 1994; SANTOS et al., 2000; NASCIMENTO et al. 2005) e a possibilidade das mudanças climáticas influenciarem na expansão geográfica dos vetores, e, conseqüentemente, na transmissão das várias formas de leishmaniose em todo o mundo é um fator importante (PATZ et al., 2000). Campbell-Lendrum et al. (2001) sugerem que os desmatamentos podem contribuir para o aumento de casos peridomésticos, periurbanos ou mesmo urbanos das doenças. Casos isolados ou mesmo surtos podem ainda acontecer quando humanos entram em ambientes florestais com propósitos econômicos ou militares, ou mesmo quando suas habitações passam a adentrar áreas silvestres (BERN et al., 2008).

No Estado do Rio Grande do Norte, os flebotomíneos são importantes vetores de *L. infantum chagasi* e *L. braziliensis*, agentes causadores das leishmanioses visceral e tegumentar respectivamente (figuras 6 e 7), parasitoses relevantes na área metropolitana e na região serrana do Estado (XIMENES et al., 2006; XIMENES et al., 2007).

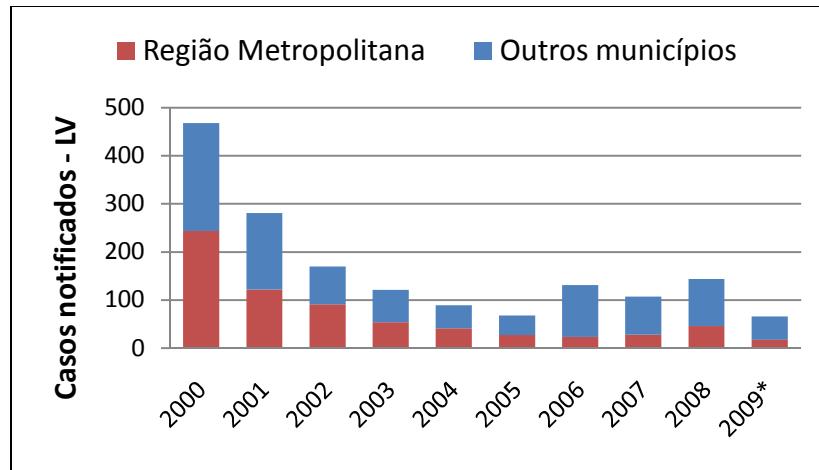


Figura 6 – Casos de LV notificados no RN de 2000 a 2009.

Fonte – SINAN-SUVIGE/CPS/SESAP-RN *Dados sujeitos a revisão.

É importante ressaltar a maior ocorrência dos casos de LV no litoral oriental do Estado, no qual se insere a região metropolitana, com 66,5% dos casos (XIMENES et al., 2007), enquanto que os casos de LTA se mostram mais comuns na região serrana do Estado, ocorrendo entretanto na região metropolitana, apesar de em menor intensidade (SINAN, SUVIGE/CPS/SESAP-RN).

Como medidas de prevenção mais comuns para as leishmanioses estão o diagnóstico e tratamento dos casos humanos da doença, diagnóstico e eliminação dos casos em cães e raposas, combate ao vetor, principalmente através de inseticidas, além de defesa do homem sadio, controle de outros possíveis animais reservatório, melhoria nas condições de vida das populações atingidas (ALENCAR, 1961; LACERDA, 1994; DAVIES et al., 2000), e mais recentemente têm sido testado com bons resultados o controle biológico de *L. longipalpis* através de fungos (AMÓRA et al., 2009).

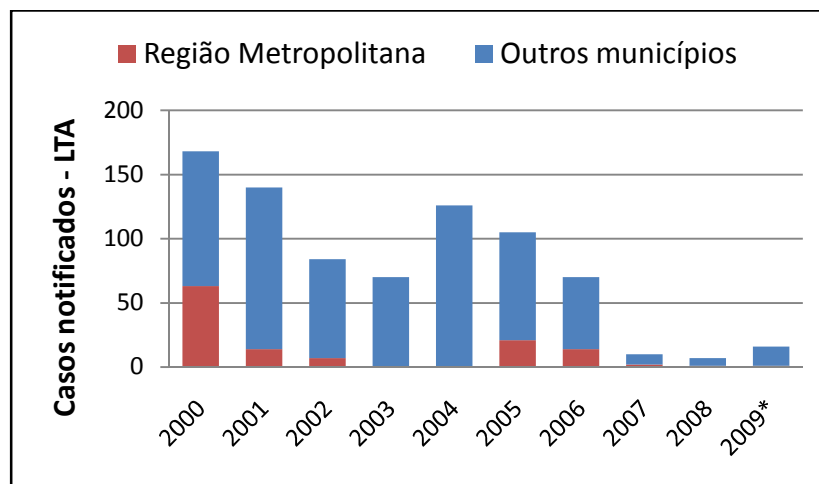


Figura 7 – Casos de LTA notificados no RN de 2000 a 2009.

Fonte – SINAN-SUVIGE/CPS/SESAP-RN *Dados sujeitos a revisão.

1.3.1 Ciclo da *Leishmania*

Quando o flebotomíneo realiza repasto em um hospedeiro infectado, adquire, juntamente com o sangue, as formas amastigotas do protozoário, que atingem o intestino anterior do inseto, sofrendo uma série de modificações morfológicas, bioquímicas e funcionais (WALTERS; MODI, 1989; KILLICK-KENDRICK, 1990) necessárias à sua sobrevivência no hospedeiro e conseqüentemente à infecção (SACKS, 1989). Uma vez no trato digestivo do vetor, o parasito assume sua forma promastigota, diferenciando-se então em promastigota procíclica, estágio que evita sua expulsão do intestino médio do inseto vetor. Posteriormente, a *Leishmania* assume sua forma promastigota metacíclica infectante, fase em que migra para as peças bucais, o que parece estar relacionado à ingestão de carboidratos pelos flebotomíneos (AÑEZ et al., 1989). A presença de açúcares contribui para a sobrevivência, desenvolvimento e infectividade da *Leishmania* no corpo do inseto (SCHLEIN; JACOBSON, 1994; JACOBSON et al., 2001).

Passados alguns dias, ao exercer novamente a hematofagia, o inseto inocula, juntamente com sua saliva, as formas promastigotas no hospedeiro. Essas formas, ao penetrarem nas células do sistema fagocítico mononuclear local, transformam-se em amastigotas, e por divisão longitudinal binária, multiplicam-se intensamente (YOUNG & DUNCAN, 1994). O hospedeiro infectado desenvolve as formas amastigotas do parasita dentro de seus macrófagos, o que pode levar aos sintomas da doença ou servir de reservatório para um próximo flebotomíneo reiniciar o ciclo parasitário.

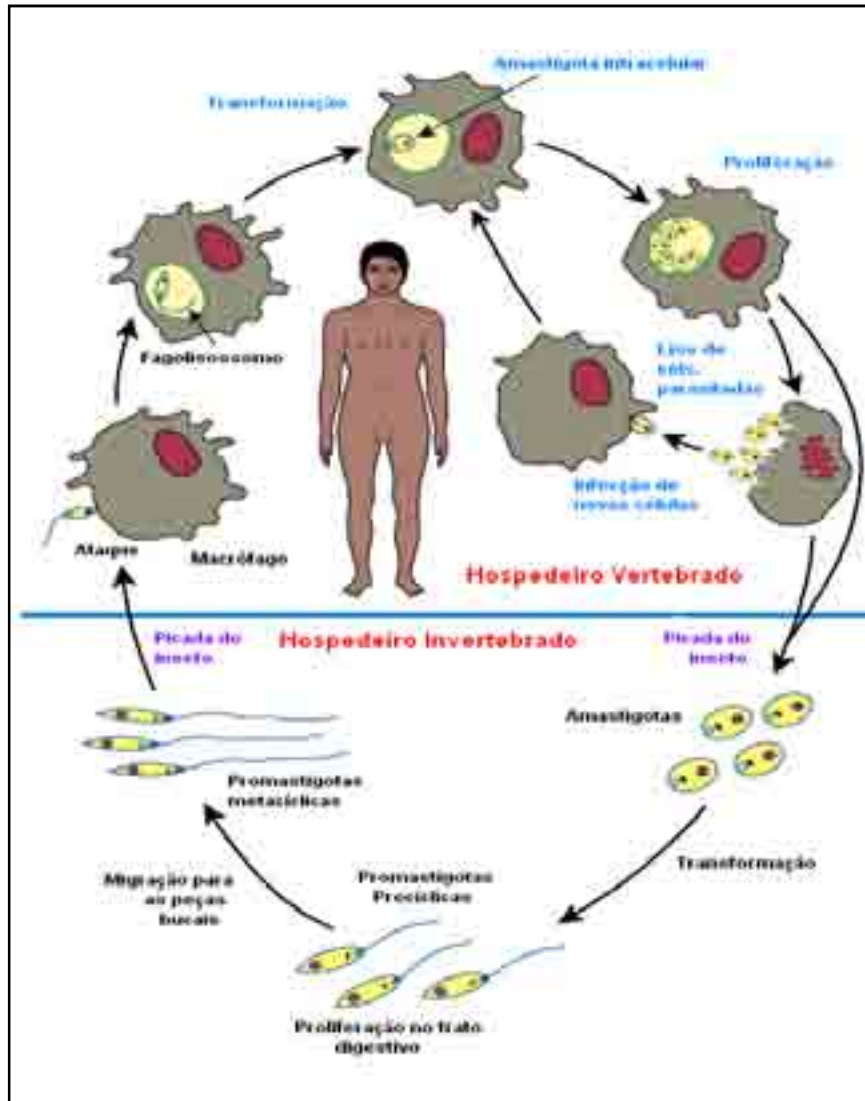


Figura 8 – Ciclo de *Leishmania sp.* em hospedeiro vertebrado e invertebrado.
Fonte – Adaptado do site La Bibliointer.

1.3.2 Leishmaniose visceral (LV)

Denominada popularmente de calazar, essa grave doença tem como agente etiológico *Leishmania infantum chagasi* (MAURICIO et al., 2000; LAINSON; RANGEL, 2005), protozoário flagelado que ataca as vísceras provocando forte anemia, leucopenia, crescimento anormal do baço e do fígado, distensão abdominal, febre, diarreia e anorexia. A LV era considerada uma doença predominantemente rural até o final dos anos 70, mas a partir de 1981, na cidade de Teresina (PI) se iniciou o processo de urbanização que se expande nas

diferentes regiões, fato também observado em outros estados do Nordeste e países da América Latina (SOARES; TURCO, 2003).

Tem sido bastante enfatizada a constante ocorrência da LV no Rio Grande do Norte, que geralmente se apresenta de forma mais grave que a LTA, tendo o cão como principal reservatório nas áreas urbanas e *Lutzomyia longipalpis*, Lutz & Neiva 1912, como seu principal vetor, evidenciando-se como uma das importantes doenças que afetam as populações da região metropolitana da cidade do Natal (XIMENES et al., 2006).

O primeiro caso de LV no Estado foi registrado no ano de 1934, com base em autópsia de pacientes mortos com diagnóstico inicial de febre amarela (XIMENES et al., 2000). *L. infantum chagasi* está distribuída no Novo Mundo do México à Argentina (GRIMALDI et al., 1989), sendo que o Brasil contribui atualmente com cerca de 80% dos casos.

L. longipalpis, importante vetor da leishmaniose visceral na América latina (LAINSON; RANGEL, 2005), é bastante abundante nas regiões Norte, Centro-Oeste e Nordeste do Brasil. Encontrada em matas conservadas ou mesmo em descampados, essa espécie de flebotomíneo bastante eclética se esconde em abrigos de animais, entre rochas ou em grutas, e invadem as residências e os abrigos de animais, principalmente à noite, onde procura realizar o repasto sanguíneo em mamíferos e aves.

No Rio Grande do Norte, machos *L. longipalpis* têm sua população aumentada entre os meses de maio e junho, período com predominância de chuvas e temperaturas mais baixas e, em novembro, com poucas chuvas e temperaturas mais altas, enquanto as fêmeas predominam no período chuvoso (XIMENES et al., 2006).

Apesar de *L. longipalpis* ter sido por muito tempo considerado o único flebotomíneo vetor de LV, hoje são levantadas suspeitas quanto ao possível envolvimento de outras espécies de Phlebotominae em sua transmissão, pois em alguns momentos foram notificados casos da doença na aparente ausência de *L. longipalpis*. Foi destacada, por exemplo, a possibilidade da participação de *L. migonei* como transmissora de LV em área da Zona da Mata do Estado de Pernambuco (CARVALHO et al., 2007).

A ocorrência da doença em áreas sem a aparente presença de *L. longipalpis* leva a se cogitar a possibilidade da relação de seu agente etiológico com outros vetores (OLIVEIRA et al., 1959; COELHO et al., 1965), vetores estes algumas vezes considerados antropofílicos, ou mesmo com possibilidade de serem experimentalmente infectados em laboratório (CHAGAS, 1940). Em área de ocorrência da doença no estado do Mato Grosso do Sul, Santos et al., (1998) coletaram fêmeas de *Lutzomyia cruzi*, Mangabeira 1938, infectadas com *L. chagasi*. Contudo, devido à semelhante morfologia entre as fêmeas de *L. cruzi* e *L. longipalpis* ainda

há necessidade de dados comprobatórios, uma vez que a identificação foi feita pela existência apenas dos machos de *L. cruzi* na área.

Lutzomyia evansi Nuñez-Tovar 1924, foi incriminada na Venezuela como possível vetora em foco da doença (PIFANO; ROMERO, 1964). Em áreas de incidência da doença na Colômbia, em aparente ausência de *L. longipalpis*, foram capturados exemplares, também de *L. evansi*, infectados por *L. infantum/chagasi* (TRAVI et al., 1990, 1996). Também *L. pseudolongipalpis* foi incriminado como potencial transmissor na Venezuela (FELICIANGELI et al., 2006; AGRELA et al., 2002; VALLES et al., 2003), e bem mais recentemente *L. migonei* na Argentina (SALOMON et al., 2009).

Estudos realizados no Estado da Bahia demonstraram a possibilidade de *L. evandroi*, Costa Lima & Antunes 1936, estar associado à transmissão de leishmaniose visceral para cães (SHERLOCK, 1996). Essa espécie segue a mesma distribuição geográfica de *L. longipalpis* e se mostra bastante eclética quanto à escolha de hospedeiros para repasto, assim como ambientes para repouso após repasto e cópula (XIMENES et al., 1999).

A LV, como doença de considerável gravidade, que têm afetado populações em todo o país, necessita, portanto, de maiores estudos acerca de seus aspectos epidemiológicos. Também é bastante notória a necessidade de maiores esclarecimentos quanto à transmissão, especialmente no que diz respeito à capacidade vetorial de algumas espécies.

1.3.3 Leishmaniose tegumentar americana (LTA)

A forma mais comum de leishmaniose é a tegumentar, freqüentemente causada por *L. major* e *L. tropica* no Velho Mundo, e por *L. braziliensis* e *L. mexicana* no Novo Mundo. No Afeganistão, Algeria, Irã, Arábia Saudita, Síria, Brasil, Colômbia, Peru e Bolívia ocorrem 90% dos casos mundiais (DESJEUX, 2004; REITHINGER et al., 2007; MODABBER et al., 2007). Em todos os países onde ocorre, a LTA se mostra como um problema de saúde pública, uma vez que pode causar lesões destrutivas, desfigurantes e incapacitantes com importantes efeitos psicológicos e sociais no paciente (GONTIJO; CARVALHO, 2003).

As espécies vetoras das diferentes formas clínicas de LTA no Brasil variam, dependendo da região, sendo as principais: *Lutzomyia migonei*, França 1920; *L. whitmani*, Antunes & Coutinho 1939; *L. umbratilis*, Ward & Fraiha 1977; *L. wellcomei*, Fraiha, Shaw &

Lainson 1971; *L. ubiquitalis*, Mangabeira 1942; *L. complexa*, Mangabeira 1941 e *L. flaviscutellata*, Mangabeira 1942.

Inúmeras evidências apontam *L. intermedia* como transmissor de LTA, em especial na região Sudeste do Brasil (RANGEL et al., 1986, 1990, 1992; LAINSON, 1983, 1989; PITA-PEREIRA et al., 2005). Essa espécie apresenta relação com ambientes alterados (CARDOSO et al., 2009), se mostrando bastante eclética quanto às fontes alimentares, podendo ser antropofílica, e também atraída facilmente por animais domésticos (LUTZ; NEIVA, 1912; FORATTINI, 1953 e 1973; RANGEL et al., 1990) que serviriam de reservatório e participariam assim do ciclo de transmissão.

L. migonei também é uma espécie considerada transmissora de LTA (PESSOA; PESTANA, 1940; PESSOA; COUTINHO, 1941; QUEIROZ et al., 1994), tendo sua distribuição associada inicialmente a focos da região Sudeste, mas se estendendo também como vetor secundário no Nordeste (AZEVEDO et al., 1990b; RANGEL; LAINSON 2003, p. 294). De hábitos silvestres, *L. migonei* também se mostra importante como espécie antropofílica e zoofílica, fazendo repastos em animais silvestres e domésticos, especialmente em cães (FORATTINI, 1973; RANGEL et al., 1986). É importante ainda ressaltar a recente incriminação dessa espécie como transmissora de LV causada por *L. chagasi* na Argentina (SALOMON et al., 2009).

L. whitmani pode considerada a mais importante vetora de leishmaniose tegumentar nas regiões Nordeste, Sudoeste, Central, Sul e Sudeste brasileiro (AZEVEDO et al., 1990a; TEODORO et al., 2003; ALESSI et al., 2009), com certo grau de antropofilia na maioria dos casos (RYAN et al., 1990; QUEIRÓZ et al., 1994). Na Região Norte também é vetor de *L. shawi* entre animais silvestres na Amazônia (COSTA et al., 2007) onde se mostra com comportamento silvestre e pouco antropofílico (SHAW et al., 1991).

L. umbratilis é um flebotomíneo de ampla ocorrência na região Norte do Brasil (GOMES et al., 2009), considerada espécie potencialmente transmissora de *L. guyanensis* em florestas de terra firme (READY et al., 1986; CABANILLAS; CASTELLÓN, 1999) sendo certamente uma importante espécie envolvida em casos de leishmaniose tegumentar na região.

As formas dermatópicas de leishmaniose também têm sido ligadas à ocorrência de *L. wellcomei* encontrado naturalmente infectado com *L. braziliensis* (QUEIROZ et al., 1994), inicialmente associado à região amazônica (LAINSON et al., 1973; LAINSON & SHAW, 1979), posteriormente encontrado em ambientes florestais do Estado do Ceará (READY et al., 1983), em ambientes florestal e peridomiciliar da ilha de São Luis (REBÊLO et al., 1999), e

em ambientes florestais da região metropolitana de Pernambuco (SILVA; VASCONCELOS, 2005).

L. complexa é uma espécie relacionada a matas, altamente antropofílica, e importante transmissora de *L. braziliensis* na Amazônia (LAINSON; SHAW, 1998), mas também encontrada em fragmentos de Mata do Nordeste (Pernambuco), o que evidencia sua possível relação com a transmissão de LTA na região (BALBINO et al., 2005; ANDRADE et al., 2005).

A incidência de LTA vem aumentando em quase todos os estados brasileiros, com surtos epidêmicos nas regiões Sul, Sudeste, Centro-Oeste, Nordeste e mais recentemente na região Norte, principalmente na Amazônia, onde pode estar relacionada ao processo de colonização nas áreas de mata ou sua derrubada para construção de estradas, novos núcleos populacionais e ampliação de atividades agrícolas (VALE; FURTADO, 2005; MARZOCHI, 1992).

No Rio Grande do Norte os casos de LTA são notificados particularmente na região serrana do Estado. O agente etiológico identificado no alto oeste foi *Leishmania (Viannia) braziliensis* (OLIVEIRA et al., 2004).

Diante do exposto, e das evidências descritas em estudos clássicos e recentes, faz-se necessária a análise dos diferentes aspectos relacionados à biologia dos flebotomíneos nas diferentes regiões do Brasil, particularmente na região Nordeste, e em áreas urbanas do Rio Grande do Norte, pela incidência das leishmanioses, sua expansão e urbanização, e pela possibilidade de se ampliar o conhecimento sobre as cadeias de transmissão, e conseqüentemente poder contribuir com a vigilância epidemiológica no Estado.

2 OBJETIVOS

2.1 OBJETIVO GERAL

Realizar um levantamento sobre a ocorrência e abundância de flebotomíneos nos diversos ambientes da fazenda da Empresa de Pesquisas Agropecuárias do RN, no Município de Parnamirim, Estado do Rio Grande do Norte, buscando relacionar essa ocorrência com referenciais climatológicos, biológicos e ecológicos.

2.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- ✓ Analisar a distribuição sazonal das espécies e sua correlação com cada ambiente de coleta;
- ✓ Avaliar a relação da presença de flebotomíneos com a existência de plantas cultivadas e de espécies arbóreo-arbustivas em fragmento de Mata Atlântica nativa;
- ✓ Determinar a fonte alimentar de flebotomíneos por meio da identificação dos diferentes açúcares presentes no sistema digestivo dos machos;
- ✓ Avaliar a associação entre flebotomíneos machos e espécies vegetais que possam indicar “preferência alimentar”;
- ✓ Analisar o ciclo de vida de *L. wellcomei* e *L. shannoni* em condições de laboratório.

3 METODOLOGIA E MATERIAIS UTILIZADOS

3.1 CARACTERIZAÇÃO GERAL DA ÁREA DE ESTUDO

As coletas de insetos foram realizadas em nove pontos localizados no Campo Experimental Rommel Mesquita de Faria (figura 9), pertencente à Empresa de Pesquisas Agropecuárias do Rio Grande do Norte (Emparn), conhecido como Fazenda da Emparn, localizado no município de Parnamirim, Km 15 da estrada Natal - Jiqui.



Figura 9 – Portão de entrada da área pesquisada.

O município de Parnamirim está situado no litoral do Estado do Rio Grande do Norte, Região Metropolitana, tem uma área de 120 Km² e está a 53m de altitude. Sua população, a terceira maior do estado, é estimada em 184.222 habitantes em 2009 (IBGE 2009), sendo que cerca de 87,57% vive em área urbana (PREFEITURA MUNICIPAL DE PARNAMIRIM, 2009).

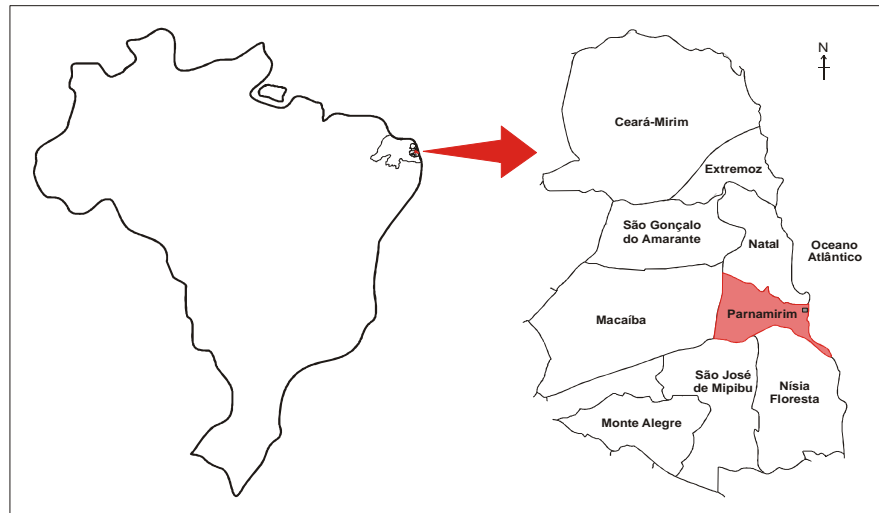


Figura 10 – Região Metropolitana e Município onde foi realizada a pesquisa.
Fonte – Adaptado dos sites Meu Brazil e Seplan.

No local pesquisado, com área de 520 hectares (Emparn), existem algumas residências ocupadas por funcionários da repartição e outras desocupadas, um fragmento de Mata Atlântica, o plantio experimental e comercial de algumas monoculturas como coqueiros (*Cocos nucifera*) variedades anão e gigante, cajueiro (*Anacardium occidentale*) variedade anão precoce, mangueiras (*Mangifera indica*), capim (*Pennisetum purpureum*), bananeiras (*Musa paradisiaca*), leucena (*Leucena sp.*), sabiá (*Mimosa caesalpinifolia*), acácia (*Acacia mangium*) e eucalipto (*Eucalyptus sp.*), além de algumas árvores isoladas nativas ou exóticas.



Figura 11 – Imagem aérea da área de estudo.

3.2 CARACTERIZAÇÃO DOS PONTOS DE COLETA

Foram selecionados, a princípio, seis pontos de coleta e posteriormente se somaram a estes mais três, somando um total de nove pontos nos quais as armadilhas eram distribuídas.

Tomando-se o ambiente casa/galinheiro como referência, são fornecidas na tabela 1 as distâncias entre este e os outros pontos de coleta.

Tabela 1 – Distância (em metros) entre os pontos de coleta, tomando-se como referência o ponto casa/galinheiro.

Pontos de coleta	Distância
Casa/galinheiro	0 m
Caprinos	64 m
Coqueiro anão	350 m
Mangueiras	400 m
Bananeiras	537 m
Cajueiros	750 m
Coqueiro gigante	883 m
Mata	1140 m
Eucalipto	1145 m

3.2.1 Área de fragmento de Mata Atlântica

O ponto denominado mata ($5^{\circ} 55' 46.90''$ S e $35^{\circ} 11' 15.80''$ O) é um fragmento preservado de Mata Atlântica, com 79 ha de área, conhecida como Mata do Jiquí (figuras 11 e 12). A vegetação possui uma densidade de 1526 árvores vivas por hectare, com as maiores frequências entre 8 e 8,9 m de altura e entre 5 e 9,9 cm de diâmetro de caule. As 59 espécies arbóreas encontradas na área estão distribuídas em 31 famílias, sendo Leguminosae e Myrtaceae as mais representativas, com 11 e 10 espécies respectivamente, seguidas por Bignoniaceae e Rubiaceae, com três espécies cada (CESTARO; SOARES, 2008).



Figura 12 – Armadilha CDC instalada em fragmento de Mata Atlântica.

3.2.2 Área de plantação de coqueiro híbrido gigante

Essa área ($5^{\circ} 55' 42.40''$ S e $35^{\circ} 11' 22.90''$ O) tem o plantio de 15 hectares de coqueiro (*Cocos nucifera*) híbrido gigante, e ainda uma vegetação secundária predominantemente herbácea (figuras 11 e 13). Tem seu início na borda da mata, indo até a borda da plantação de cajueiros. A área recebe influência dos ventos e é pouco sombreada.



Figura 13 – Armadilha CDC instalada em coqueiro híbrido gigante.

3.2.3 Área de plantação de coqueiro anão verde

Essa área (5° 55' 35.24" S e 35° 11' 38.72" O) possui aproximadamente 36 hectares de coqueiro (*Cocos nucifera*) anão verde irrigado, além de uma vegetação predominantemente herbácea com alguns arbustos (figuras 11 e 14). É uma área bastante sombreada, com pouca influência de ventos, cuja vegetação está constantemente verde devido à irrigação.



Figura 14 – Armadilha CDC instalada em coqueiro anão verde.

3.2.4 Área de plantação de cajueiros

Essa área (5° 55' 31.76" S e 35° 11' 26.54" O) possui aproximadamente três hectares de cajueiro (*Anacardium occidentale*) variedade anão precoce (figuras 11 e 15), com uma pequena quantidade de vegetação herbácea, uma vez que é constantemente capinada com tratores que revolvem a terra e mantêm faixas limpas entre as linhas plantadas. No período de frutificação, observa-se uma significativa quantidade de frutos no solo. É uma área com forte influência dos ventos e pouco sombreada.



Figura 15 – Armadilha CDC instalada em cajueiro.

3.2.5 Área das mangueiras

Essa área está localizada a cerca de 20 metros da margem da Lagoa do Jiqui ($5^{\circ} 55' 22.74''$ S e $35^{\circ} 11' 39.46''$ O), conta com aproximadamente seis mangueiras (*Mangifera indica*) de grande porte, intercaladas por dois pés de jamelão (*Syzygium cumini*) e raros vegetais herbáceos (figuras 11 e 16). É um local sombreado com folhiço no solo e que sofre muita influência dos ventos. Na época de frutificação, observa-se grande quantidade de frutos no solo em processo de decomposição.



Figura 16 – Armadilha CDC instalada em mangueira.

3.2.6 Área da casa/galinheiro

Esse ambiente (5° 55' 31.22" S e 35° 11' 49.38" O) está localizado entre a casa da família de um dos funcionários da repartição e uma área cercada para criação de galinhas (*Gallus gallus*). No local (figuras 11 e 17), os moradores mantêm lâmpadas acesas durante a noite, nas proximidades do galinheiro, visando, segundo estes, evitar a presença de tímibus (*Didelphis sp.*) comuns na região.



Figura 17 – Armadilha CDC instalada em galinheiro junto à casa.

3.2.7 Área de plantação de eucalipto e acácia

Essa área (5° 55' 34.59" S e 35° 11' 12.30" O) tem aproximadamente 20.000 m² e é composta por plantação de eucalipto (*Eucalyptus sp.*) e acácia (*Acacia mangium*). Está localizada na borda do fragmento de Mata, separado deste por uma estrada de 4 metros de largura (figuras 11 e 18). O solo, apesar de considerável quantidade de folhiço, é arenoso e demonstra ter pouca quantidade de matéria em decomposição, as árvores possuem uma altura média de 12 metros, e é uma área com pouca influência dos ventos.



Figura 18 – Armadilha CDC instalada em plantação de eucalipto e acácia.

3.2.8 Área de plantação de bananeiras

Essa área está localizada entre as plantações de coqueiro anão e cajueiros ($5^{\circ} 55' 37.87''$ S e $35^{\circ} 11' 33.21''$ O), tem 12 linhas por 35 colunas de bananeiras (*Musa paradisiaca*), sendo a distância entre linhas de 1 metro e entre colunas de 2 metros (figuras 11 e 19). O solo recebe fertilizantes químicos e é continuamente úmido devido à irrigação, mas se mostra aparentemente com pouca matéria orgânica. É sombreada e com poucos ventos.



Figura 19 – Armadilha CDC instalada em plantação de bananeiras.

3.2.9 Área de plantação de feijão e criação de caprinos

Esse ambiente ($5^{\circ} 55' 29.61''$ S e $35^{\circ} 11' 50.64''$ O) foi composto por um plantio de feijão (*Phaseolus vulgaris*) localizado próximo às residências de alguns dos funcionários da repartição (figuras 11 e 20) numa área aproximada de 12.000 m², apenas em um curto período de tempo na época das chuvas, sendo seu início no mês de maio e término em agosto, quando o local onde existia a plantação deu lugar a uma criação de caprinos (*Capra aegagrus*), com aproximadamente 30 cabeças, numa área cercada aproximada de 600m² (figura 21).



Figura 20 – Armadilha CDC instalada em plantação de feijão.



Figura 21 – Criação de caprinos onde foram feitas capturas.

3.3 PROCEDIMENTO DE COLETA DE FLEBOTOMÍNEOS

As coletas foram realizadas durante o ano de 2008, nas áreas de mata, coqueiro gigante, coqueiro anão, cajueiros, mangueiras e casa/galinheiro de janeiro a dezembro, e nas áreas de plantio de eucalipto/acácia, de feijão que se tornou posteriormente viveiro para caprinos, e plantação de bananeiras, de maio a dezembro, sendo uma armadilha colocada em cada ambiente de coleta, em três dias consecutivos a cada mês em todas as áreas estudadas.

Foram utilizadas, armadilhas luminosas do tipo CDC (Center for Diseases Control – Hausherr's Machine Works, Toms River, New Jersey 08756), que consiste em uma base onde se encontra uma lâmpada de 6 volts e um ventilador (sugador) ligados a uma bateria de 6 volts. Acoplada a essa base existe uma gaiola para armazenamento dos insetos, confeccionada com tecido fino preso a uma armação de arame rígido. A armadilha funciona quando os insetos são atraídos pela luminosidade da lâmpada e sugados pelo ventilador para dentro da gaiola onde ficam armazenados até a triagem dos insetos.

As armadilhas foram instaladas a 1 metro de altura, sempre acionadas por volta das 17 horas e retiradas por volta das 7 horas da manhã do dia seguinte, o que resultou em um período de 14 horas aproximadas de exposição. Ao serem retiradas, as gaiolas contendo os insetos capturados durante a noite eram colocadas em sacos plásticos juntamente com chumaço de algodão úmido e então acondicionadas em caixa de isopor a fim de se manter a umidade até sua chegada ao laboratório. No laboratório de Entomologia da Universidade Federal do Rio Grande do Norte os insetos eram sacrificados a baixas temperaturas (-20°C) por 20 minutos, triados e armazenados separadamente a -20°C para posterior identificação e análise.

A fim de se obter uma quantidade significativa de flebotomíneos machos para análise em HPLC, em busca dos carboidratos por eles ingeridos, foram feitas capturas adicionais na área da mata, uma vez que este se mostrou o local com maior ocorrência destes insetos. Estas coletas foram realizadas em seis dias, de fevereiro a abril de 2009, utilizando-se 12 armadilhas do mesmo modelo e seguindo a mesma metodologia descrita anteriormente, que foram distribuídas da borda ao centro da mata, obedecendo uma distância média de 20 metros entre estas.

3.4 BUSCA DE AFÍDEOS E COCCÍDEOS

Foram realizadas buscas ativas mensais de afídeos e coccídeos (Homoptera: Afitidae e Coccidae) juntamente às áreas de coleta, ocasião em que eram investigados aleatoriamente uma amostra de 20 vegetais em um raio de até 20 metros do local onde a armadilha CDC era instalada.

3.5 MONTAGEM E IDENTIFICAÇÃO DOS FLEBOTOMÍNEOS

Todos os flebotomíneos coletados para identificação foram inicialmente clarificados em hidróxido de potássio (KOH) a 10% e colocados entre lâmina e lamínula com uma gota de glicerina para identificação específica, em microscópio óptico, com base na chave de Young & Duncan (1994). Após identificação, foram organizados separadamente, por local e espécie, em tubos plásticos de 1,5ml (eppendorfs) com álcool a 70% e armazenados no Laboratório de Entomologia da Universidade Federal do Rio Grande do Norte.

3.6 ANÁLISE PARA IDENTIFICAÇÃO DE CARBOIDRATOS

3.6.1 Análise bioquímica em flebotomíneos

Uma amostra de 726 flebotomíneos machos coletados na área de mata entre fevereiro e abril de 2009 foi macerada por 15 minutos em 1 ml de solução tampão TRIS-HCl 50mM, pH 7,5 e, então, centrifugada durante 15 minutos a 12000g. O sobrenadante foi então homogeneizado em misturador vortex, filtrado, e 20 uL injetado em HPLC (high performance liquid chromatography) para qualificação dos carboidratos existentes na amostra.

3.6.2 Análise bioquímica em amostras vegetais

Foram selecionadas algumas amostras vegetais presentes na área: *Acacia mangium* (acácia), *Anacardium occidentale* (cajeiro), *Anadenanthera colubrina*, *Bauhinia forticata* (pata de vaca), *Coccoloba sp.*, *Cocos nucifera* (coqueiro), *Eucalyptus sp.* (eucalipto), *Gliricidia sepium* (mourões vivos), *Hancornia speciosa* (mangabeira), liana, *Mangifera indica* (mangueira), *Musa paradisiaca* (bananeira), *Pennisetum pupureum* (capim-elefante), *Psidium guajava* (goiabeira) e *Psychotria carrascoana*, dos quais foram extraídas amostras de seiva. Para extração de seiva foram macerados galhos jovens em água destilada, sendo 1 ml do líquido adquirido armazenado a - 20°C para análise. A amostra foi então homogeneizada em misturador vortex, filtrada e 20 uL injetada em HPLC para qualificação dos carboidratos existentes.

3.7 CICLO BIOLÓGICO DE FLEBOTOMÍNEOS EM LABORATÓRIO

Os insetos foram capturados no mês de setembro, na área de Mata Atlântica da EMPARN com armadilhas CDC e transportados para o Laboratório de Entomologia da UFRN em gaiolas com tela de nylon recobertas por sacos plásticos, contendo chumaço de algodão úmido e em caixas de isopor, a fim de minimizar a variação de temperatura e umidade.

No Laboratório, os flebotomíneos foram separados dos outros insetos com auxílio de um capturador de Castro e acondicionados em outra gaiola limpa, para cópula e alimentação, e colocados em câmara de incubação B.O.D. (Modelo 347 CD – FANEM) com temperatura média de $27 \pm 1^\circ \text{C}$, umidade de $90\% \pm 5\%$ e fotoperíodo de 12 horas.

A alimentação de machos e fêmeas se deu com solução açucarada a 10%, que foi oferecida *ad libitum* através de pequenos chumaços de algodão na superfície da gaiola. As fêmeas, além da alimentação por meio de carboidratos, fizeram repasto sanguíneo em um pinto (*Gallus gallus domesticus*), que era oferecido diariamente, por um período de uma hora, o que se deu nos três dias consecutivos após a coleta.

No quarto dia, as fêmeas ingurgitadas foram separadas para postura em pequenos frascos individuais cobertos com tela fina contendo um retângulo de papel filtro dobrado e

umedecido, onde continuaram recebendo solução açucarada, que era oferecida em pequenos chumaços de algodão colocados na superfície do frasco.

Após a morte das fêmeas, estas foram devidamente armazenadas para identificação e os ovos contidos nos frascos individuais, transferidos para potes, para eclosão e criação de larvas. Esses potes possuíam fundos e paredes de gesso, objetivando a manutenção da umidade. As larvas eram alimentadas com ração preparada à base de fezes de coelhos e ração para coelhos na proporção 1:1, submetida por cerca de dois meses a processo de fermentação, com secagem em estufa e em seguida triturada em liquidificador.

Após a fase de pupa e finalmente a emergência de adultos, estes eram cuidadosamente retirados dos frascos com capturador de Castro, sacrificados em baixas temperaturas (-20°C), conservados em álcool a 70% e preparados para identificação específica como descrito anteriormente.

3.8 ANÁLISE ESTATÍSTICA

Para se testar a hipótese de igualdade entre os diferentes ecótopos pesquisados foi feito o teste de Kruskal-Wallis. Em seguida, foram realizados testes de comparações múltiplas. Foram também realizados testes de correlação entre as espécies e as variáveis climáticas (temperatura, umidade relativa, precipitação e velocidade do vento). Os testes foram considerados significativos quando $p < 0,05$.

4 RESULTADOS

4.1 COLETAS

Foram capturados 1067 flebotomíneos de nove espécies, nos seis ecótopos pesquisados de janeiro a dezembro de 2008, sendo a espécie mais abundante *Lutzomyia walkeri* Newstead 1914, com 69% de todas as espécies capturadas, seguido por *Lutzomyia evandroi* Costa Lima & Antunes 1936, com 12,46%, *Lutzomyia longipalpis* Lutz & Neiva 1912, com 7,12%, *Lutzomyia wellcomei* Fraiha, Shawn & Lainson 1971, com 7,02%. As espécies de menor ocorrência foram *Lutzomyia whitmani* Antunes & Coutinho 1939, com 1,4%, *Lutzomyia sordellii* Shannon & Del Ponte 1927, com 0,93%, *Lutzomyia intermedia* Lutz & Neiva 1912, e *Lutzomyia shannoni* Dyar, com apenas um espécime cada, 0,09% (tabela 2, figura 22).

Pelo teste de Kruskal-Wallis, e em seguida, através de comparações múltiplas, foram identificadas diferenças significativas quanto às coletas no ambiente mata com todos os outros ambientes, do ambiente casa/galinheiro com cajueiros e mangueiras, e do coqueiro gigante com cajueiros e mangueiras.

Pelos resultados obtidos, rejeita-se a hipótese de igualdade de *L. whitmani* entre os ambientes. Contudo, ao se tecer comparações múltiplas não foram percebidas as diferenças.

Tabela 2 – Ocorrência de espécies de flebotomíneos nas seis áreas pesquisadas de janeiro a dezembro de 2008.

Espécie	Ecótopos						Total	%
	Mata	Coqueiro gigante	Casa/galinheiro	Coqueiro anão	Cajueiro	Mangueira		
<i>L. walkeri</i>	699	37	1	3	2	4	746	69,9%
<i>L. evandroi</i>	52	38	6	30	5	2	133	12,5%
<i>L. longipalpis</i>	7	1	59	1	8	0	76	7,12%
<i>L. wellcomei</i>	73	1	0	1	0	0	75	7,02%
<i>L. whitmani</i>	12	2	0	0	0	1	15	1,40%
<i>L. sordellii</i>	9	0	0	1	0	0	10	0,93%
<i>L. intermedia</i>	1	0	0	0	0	0	1	0,09%
<i>L. shannoni</i>	1	0	0	0	0	0	1	0,09%
<i>Lutzomyia sp</i>	8	1	1	0	0	0	10	0,93%
Total	862	80	67	36	15	7	1067	100%
Percentual	80,78%	7,49%	6,27%	3,37%	1,40%	0,65%	100%	-

O local com maior número de flebotomíneos coletados foi o fragmento de Mata Atlântica com 81% dos espécimes. Os com menor captura foram a área das mangueiras com apenas 0,65% e cajueiros com 1,4% (figura 22).

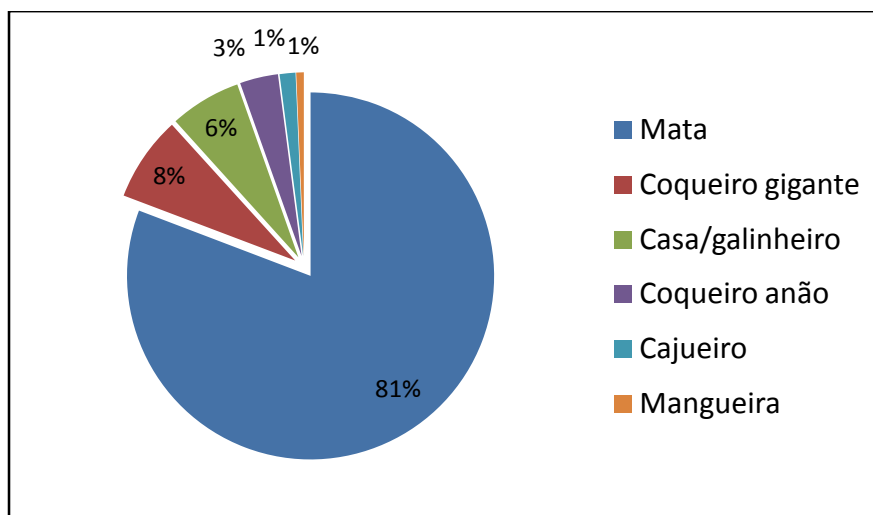


Figura 22 – Ocorrência de flebotomíneos nos ambientes pesquisados de janeiro a dezembro de 2008.

Nas áreas de eucalipto/acácia, feijão/caprinos e bananeiras, pesquisadas de maio a dezembro de 2008, foram capturados 174 flebotomíneos de cinco espécies: *L. evandroi*, *L. walkeri*, *L. longipalpis*, *L. wellcomei* e *L. whitmani* (tabela 3).

Tabela 3 – Ocorrência de flebotomíneos por ecótopos pesquisados de maio a dezembro de 2008.

Espécie	Ecótopos			Total	%
	Eucalipto/acácia	Feijão/caprinos	Bananeiras		
<i>L. evandroi</i>	60	2	15	77	44,25%
<i>L. walkeri</i>	58	0	1	59	33,90%
<i>L. longipalpis</i>	2	23	1	26	14,94%
<i>L. wellcomei</i>	6	0	1	7	4,02%
<i>L. whitmani</i>	1	0	0	1	0,57%
Não identificada	3	0	1	4	2,29%
Total	130	25	19	174	100%
Percentual	74,71%	14,36%	10,91%	100%	

Entre esses ambientes, o com maior abundância de flebotomíneos foi a plantação de eucalipto/acácia com 74,7% (tabelas 3 e 5). As espécies mais presentes no plantio de eucalipto/acácia foram *L. evandroi* e *L. walkeri*, nas bananeiras foi *L. evandroi* e na área de feijão/caprinos foi *L. longipalpis* (tabela 3, figura 23).

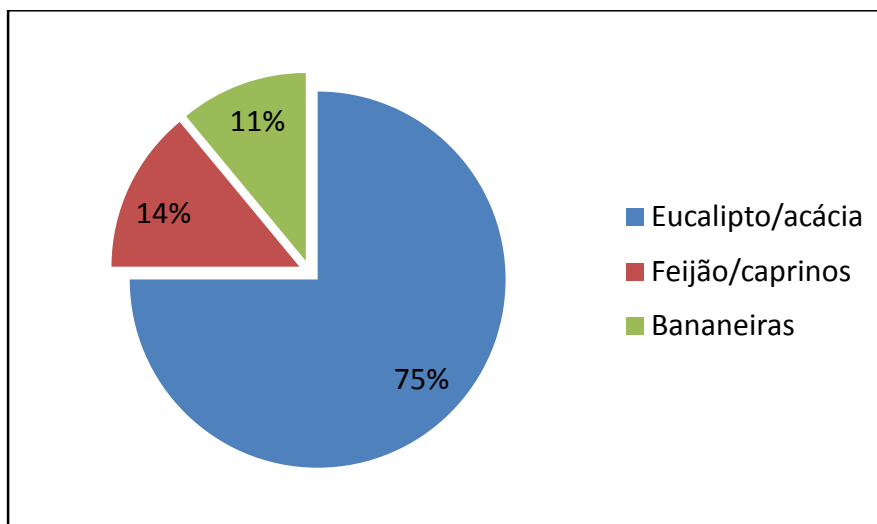


Figura 23 – Ocorrência de flebotomíneos nos ambientes pesquisados de maio a dezembro.

De modo geral, observou-se um aumento na abundância de flebotomíneos nos meses de fevereiro, outubro e dezembro, tendo a área de mata importante participação nessa ocorrência (tabela 4, figuras 24 e 25).

Tabela 4 – Ocorrência mensal de flebotomíneos nos ecótopos pesquisados de janeiro a dezembro.

Local	Meses												Total
	jan	fev	mar	abr	mai	jun	jul	ago	set	out	nov	dez	
Mata	16	449	35	30	13	17	36	15	30	83	35	103	862
Coqueiro gigante	21	12	21	12	1	1	2	2	4	2	1	1	80
Casa	21	16	5	4	1	0	6	2	5	3	4	0	67
Coqueiro anão	12	0	0	0	0	1	4	0	3	3	0	13	36
Cajueiros	1	7	1	0	3	0	0	0	2	0	1	0	15
Mangueiras	0	1	2	0	1	0	0	0	0	1	1	1	7
Total	71	485	64	46	19	19	48	19	44	92	42	118	1067

Tabela 5 – Ocorrência mensal de flebotomíneos nos ecótopos pesquisados de maio a dezembro.

Local	Meses								Total
	mai	jun	jul	ago	set	out	nov	dez	
Eucalipto/acácia	11	9	17	16	10	20	20	27	130
Feijão/caprinos	0	0	0	5	9	0	7	4	25
Bananeiras	0	3	6	1	2	1	3	3	19
Total	11	12	23	22	21	21	30	34	174

De modo geral, observa-se que a ocorrência de flebotomíneos se deu predominantemente nos meses de estiagem, com umidade mais baixa e temperaturas mais altas (figura 24), ocorrendo um significativo decréscimo no início do período chuvoso.

Contudo, é relevante ressaltar a ocorrência de *L. wellcomei* apenas nos meses mais chuvosos, mais úmidos e com temperaturas mais amenas (figuras 24 e 28).

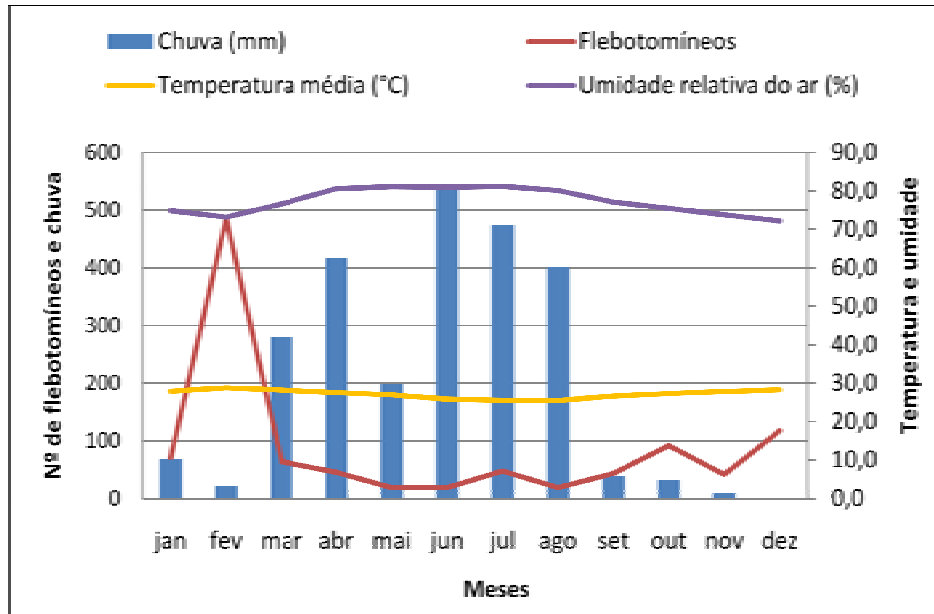


Figura 24 – Ocorrência de flebotomíneos e variáveis climáticas.

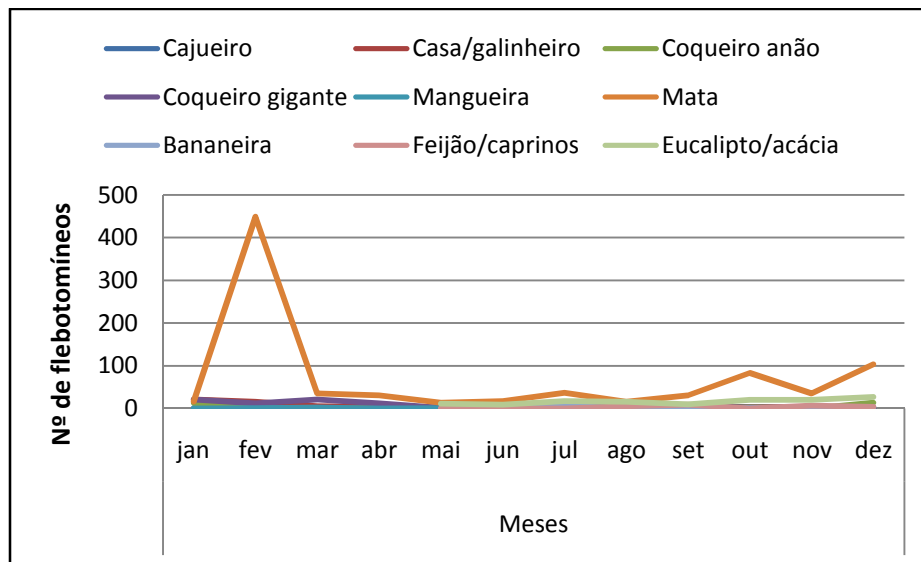


Figura 25 – Ocorrência de flebotomíneos em todos os ambientes pesquisados.

4.1.1 Fragmento de Mata Atlântica

No fragmento de mata foram coletados 862 flebotomíneos de oito espécies, sendo 555 machos e 307 fêmeas. *L. walkeri* foi a espécie mais abundante, com 81% dos flebotomíneos

coletados, seguida de *L. wellcomei* com aproximadamente 9% e *L. evandroi* com 6% (tabela 6, figura 26).

Tabela 6 – Ocorrência de espécies na mata.

Espécie	♂	♀	♂/♀	Total	%
<i>L. walkeri</i>	525	174	3/1	699	81,09%
<i>L. wellcomei</i>	11	62	0,2/1	73	8,46%
<i>L. evandroi</i>	5	47	0,1/1	52	6,03%
<i>L. whitmani</i>	12	0	12/0	12	1,39%
<i>L. sordellii</i>	1	8	0,1/2	9	1,04%
<i>L. longipalpis</i>	0	7	0/7	7	0,81%
<i>L. intermedia</i>	1	0	1/0	1	0,11%
<i>L. shannoni</i>	0	1	0/1	1	0,11%
Não identificado	0	8	0/8	8	0,92%
Total	555	307	1,8/1	862	100%
%	64,4%	35,6%	-	100%	-

Observa-se, de modo geral, a predominância de machos capturados na área de mata, com 64,4%. Contudo, é importante se observar que nas espécies *L. wellcomei*, *L. evandroi*, *L. sordellii* e *L. longipalpis* as fêmeas foram mais representativas (tabela 6).

Rejeita-se a hipótese de igualdade de *L. wellcomei* entre os ambientes, e feitas as comparações múltiplas se identificam diferenças significativas do ambiente mata com os ambientes casa/galinheiro, cajueiros e mangueiras (figuras 26 e 29).

A hipótese de igualdade de *L. walkeri* entre os ambientes também é rejeitada ($p < 0,05$). Ao se realizar as comparações dois a dois se identificam diferenças significativas ($p < 0,05$) do ambiente mata com todos os outros ambientes e do ambiente casa/galinheiro com o ambiente coqueiro gigante.

É rejeitada também ($p < 0,05$) a hipótese de igualdade de *L. evandroi* entre os ambientes, e pelas comparações múltiplas, identificam-se diferenças significativas do ambiente mata com os ambientes casa/galinheiro, cajueiros e mangueiras.

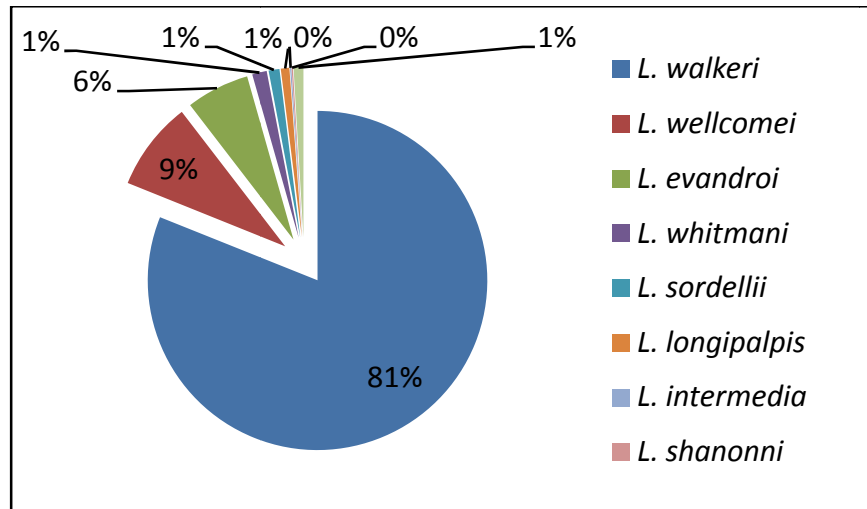


Figura 26 – Ocorrência de espécies na mata.

No ambiente de mata, observa-se certa heterogeneidade na ocorrência de *L. walkeri*, *L. wellcomei*, *L. evandroi* e *L. whitmani* ao longo do ano. Através de testes, é observada uma correlação significativa dessas espécies com as variáveis temperatura e umidade ($p < 0,05$). No caso das espécies *L. walkeri*, *L. evandroi* e *L. whitmani* sua ocorrência está relacionada a temperaturas mais altas com umidade relativa do ar mais baixa, enquanto que com *L. wellcomei* acontece o inverso, sua ocorrência esta ligada a temperaturas mais baixas e umidade mais alta. A ocorrência de *L. longipalpis* não demonstrou nenhuma correlação significativa com as variáveis climáticas ($p > 0,05$).

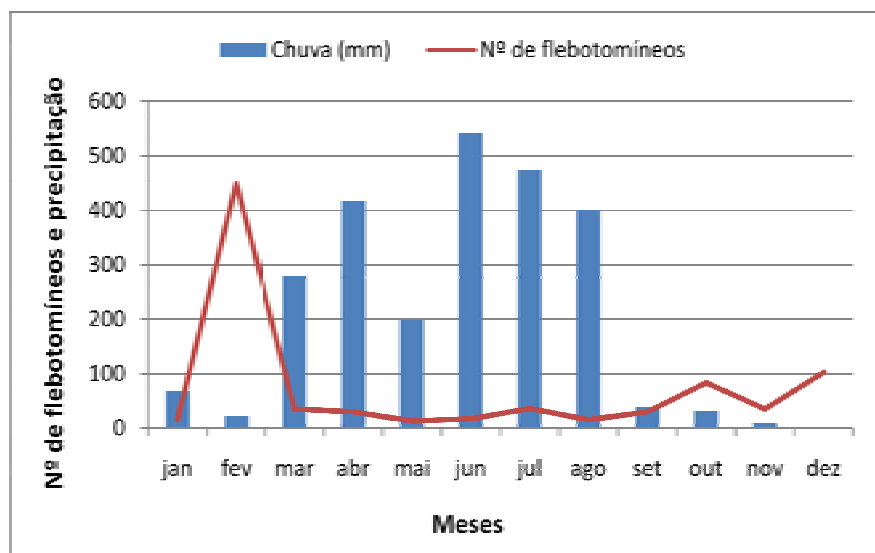


Figura 27 – Ocorrência de flebotomíneos e precipitação na mata de janeiro a dezembro de 2008.

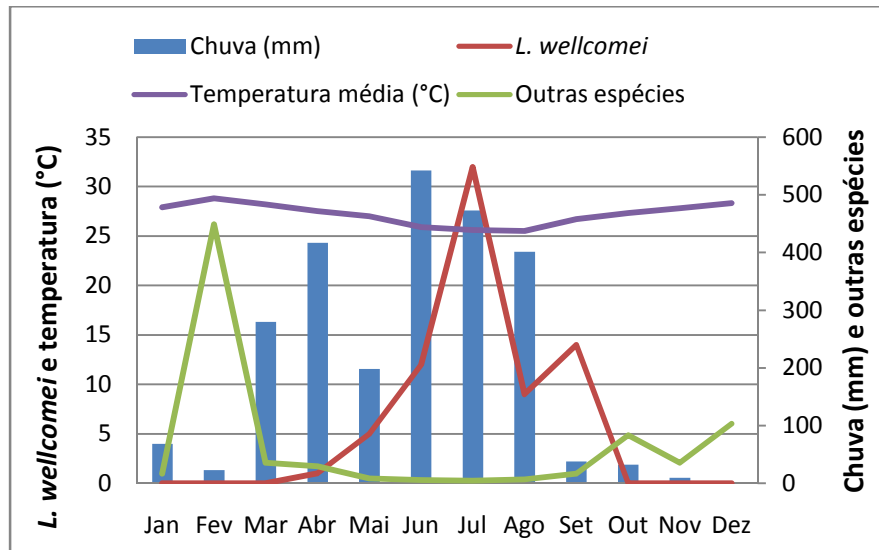


Figura 28 – Precipitação, temperatura e ocorrência de *L. wellcomei* na mata de janeiro a dezembro de 2008.

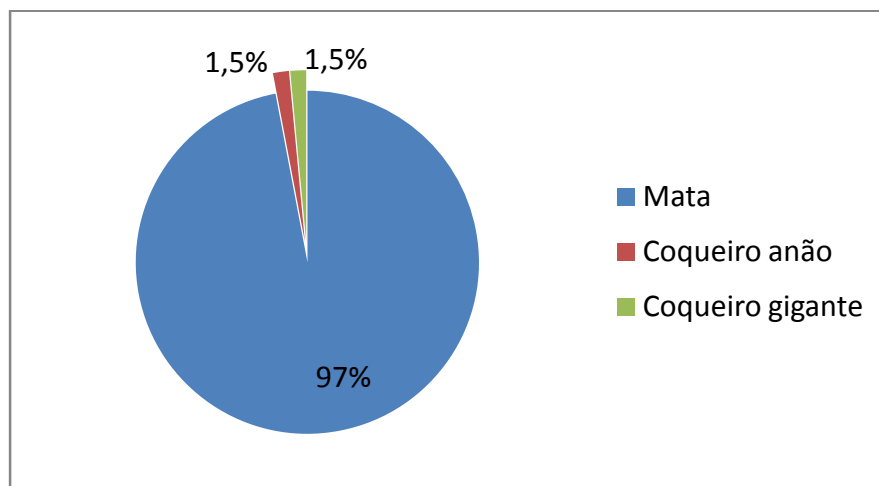


Figura 29 – Ocorrência de *L. wellcomei* de janeiro a dezembro de 2008.

4.1.2 Área de plantação de coqueiro híbrido gigante

Na área da plantação de coqueiro gigante foram coletados 80 flebotomíneos de cinco espécies, sendo 45 machos e 35 fêmeas. As espécies que mais ocorreram foram *L. evandroi* e *L. walkeri* com 48% e 46%. É válido salientar, entretanto a presença, apesar de em pequena quantidade, de *L. whitmani* (3%), *L. wellcomei* (1%) e *L. longipalpis* (1%) na área (tabela 7, figura 30). Os machos somaram 56,2% das capturas, enquanto que as fêmeas 43,8% (tabela 7).

É rejeitada a hipótese de igualdade de *L. evandroi* entre os ambientes, e pelas comparações múltiplas foram identificadas diferenças significativas do ambiente coqueiro gigante com os ambientes cajueiro e mangueira ($p < 0,05$), uma vez que na área dos coqueiros essa espécie se mostrou em maior abundância (figura 30).

Tabela 7 – Ocorrência de espécies na área de coqueiro gigante.

Espécie	♂	♀	♂/♀	Total	%
<i>L. evandroi</i>	15	23	0,7/1	38	48%
<i>L. walkeri</i>	27	10	2,7/1	37	46%
<i>L. whitmani</i>	2	0	2/0	2	3%
<i>L. longipalpis</i>	1	0	1/0	1	1%
<i>L. wellcomei</i>	0	1	0/1	1	1%
Não identificada	0	1	0/1	1	1%
Total	45	35	1,3/1	80	100%
%	56,2%	43,8%	-	100%	100%

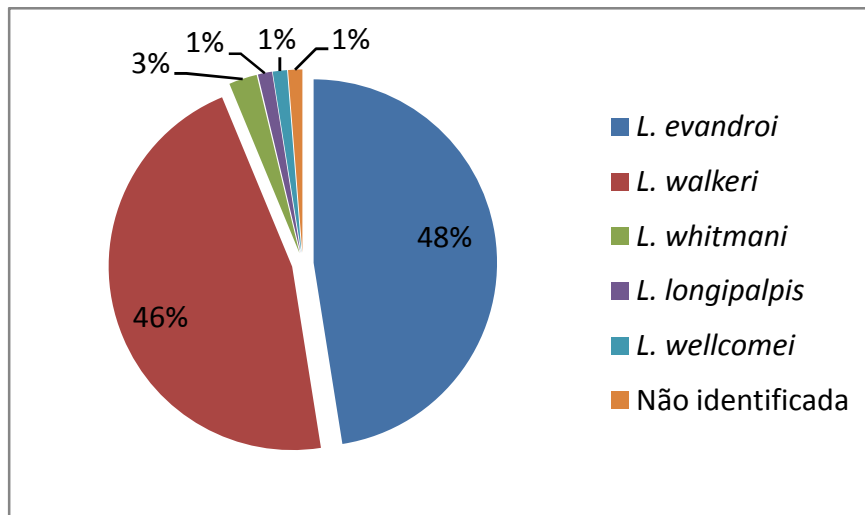


Figura 30 – Ocorrência de espécies na área de coqueiro gigante.

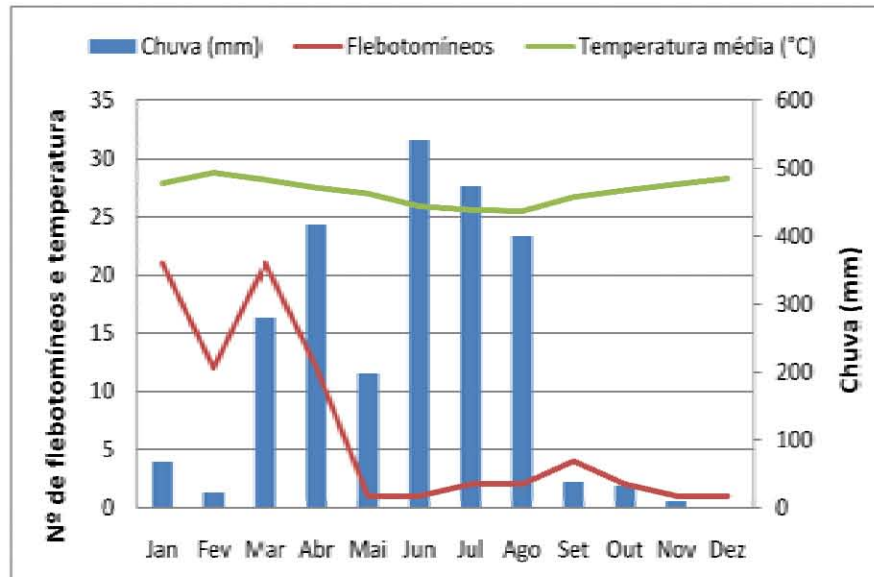


Figura 31 – Ocorrência de flebotomíneos e variáveis climáticas na área de coqueiro gigante.

4.1.3 Área de plantação de coqueiro anão verde

Na área de plantio de coqueiro anão foi registrada a ocorrência de cinco espécies, sendo *L. evandroi* a mais representativa com 83%, seguida por *L. walkeri* (8%), *L. longipalpis*, *L. sordellii* e *L. wellcomei* com 3% cada (tabelas 8 e 9, figura 32). Dos flebotomíneos capturados nesse ambiente 58% eram machos e 42% fêmeas (tabela 8).

Tabela 8 – Ocorrência de espécies na área de coqueiro anão verde.

Espécie	♂	♀	♂/♀	Total	%
<i>L. evandroi</i>	17	13	1,3/1	30	83%
<i>L. walkeri</i>	2	1	2/1	3	8%
<i>L. longipalpis</i>	1	0	1/0	1	3%
<i>L. sordellii</i>	1	0	1/0	1	3%
<i>L. wellcomei</i>	0	1	0/1	1	3%
Total	21	15	1,4/1	36	100%
%	58,3%	41,7%	-	100%	-

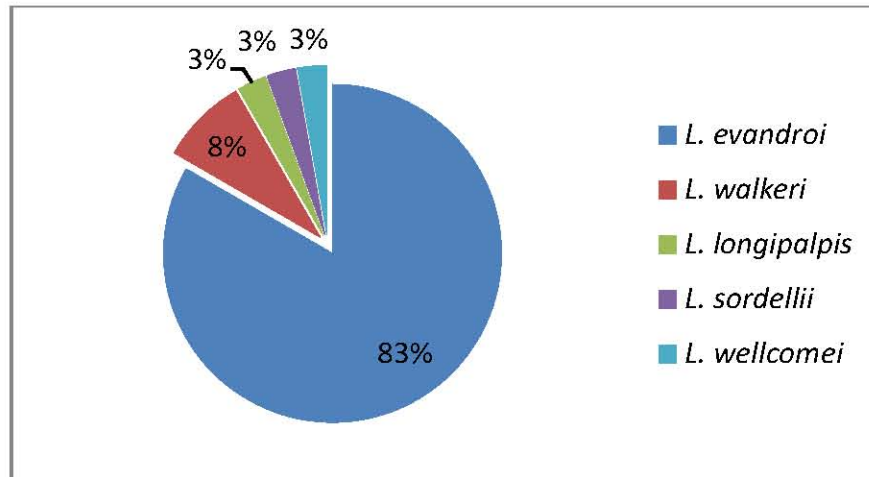


Figura 32 – Ocorrência de espécies na área de coqueiro anão verde.

Pudemos observar para o ambiente coqueiro anão que não houve nenhuma correlação significativa entre as espécies *L. longipalpis* (N=1), *L. wellcomei* (N=1) e as variáveis climáticas ($p > 0,05$) (tabela 9, figura 33).

Tabela 9 – Ocorrência mensal de espécies na área de coqueiro anão verde.

Espécies	Meses												Total
	jan	fev	mar	abr	mai	jun	jul	ago	set	out	nov	dez	
<i>L. evandroi</i>	12	0	0	0	0	0	2	0	3	3	0	10	30
<i>L. walkeri</i>	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	2	3
<i>L. longipalpis</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1
<i>L. sordellii</i>	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	1
<i>L. wellcomei</i>	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	1
Total	12	0	0	0	0	1	4	0	3	3	0	13	36

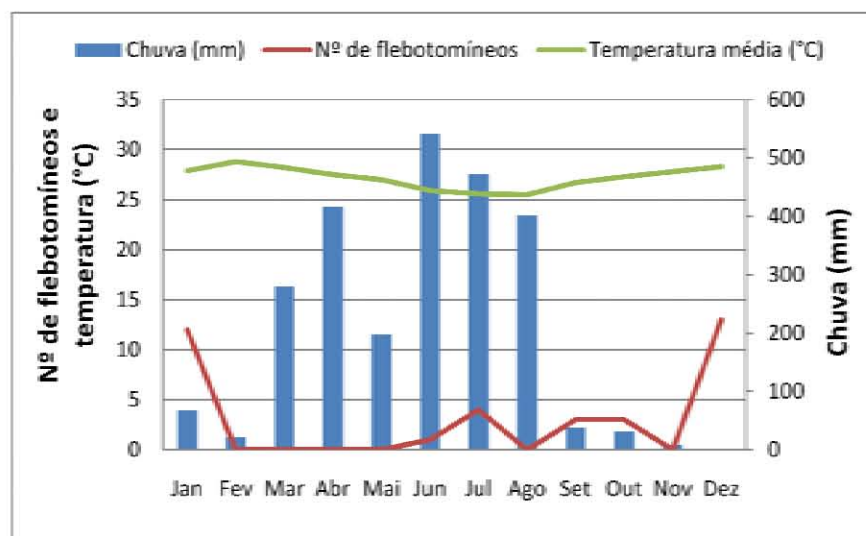


Figura 33 – Ocorrência de flebotomíneos e variáveis climáticas na área de coqueiro anão verde.

4.1.4 Área de plantação de cajueiros

Na área dos cajueiros foram coletados 15 flebotomíneos, sendo *L. longipalpis* a espécie que mais ocorreu, com 54%, seguida de *L. evandroi* com 33% (tabela 10, figura 34). Os machos foram maioria com 67% (tabela 10).

É rejeitada a hipótese de igualdade de *L. evandroi* entre os ambientes, e pelas comparações múltiplas, foram identificadas diferenças significativas do ambiente cajueiro com os ambientes mata e coqueiro gigante ($p < 0,05$), uma vez que nesses ambientes *L. evandroi* se mostrou mais abundante.

Tabela 10 – Ocorrência de espécies na área de cajueiros.

Espécie	♂	♀	♂/♀	Total	%
<i>L. longipalpis</i>	7	1	7/1	8	54%
<i>L. evandroi</i>	1	4	0,25/1	5	33%
<i>L. walkeri</i>	2	0	2/0	2	13%
Total	10	5	2/1	15	100%
%	67%	33%	-	100%	-

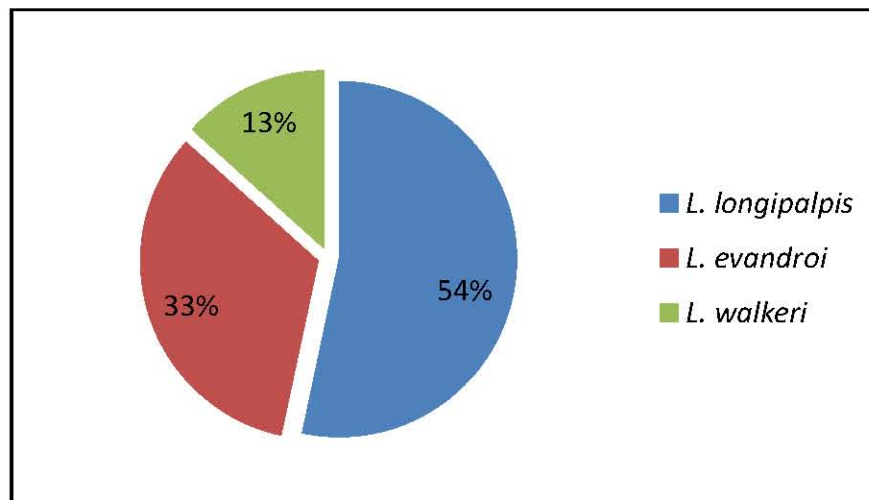


Figura 34 – Ocorrência de espécies na área de cajueiros.

Observou-se, para o ambiente cajueiro, que não pôde ser percebida nenhuma correlação significativa entre a espécie *L. longipalpis* ($n=8$) e as variáveis climáticas ($p > 0,05$) (figura 35).

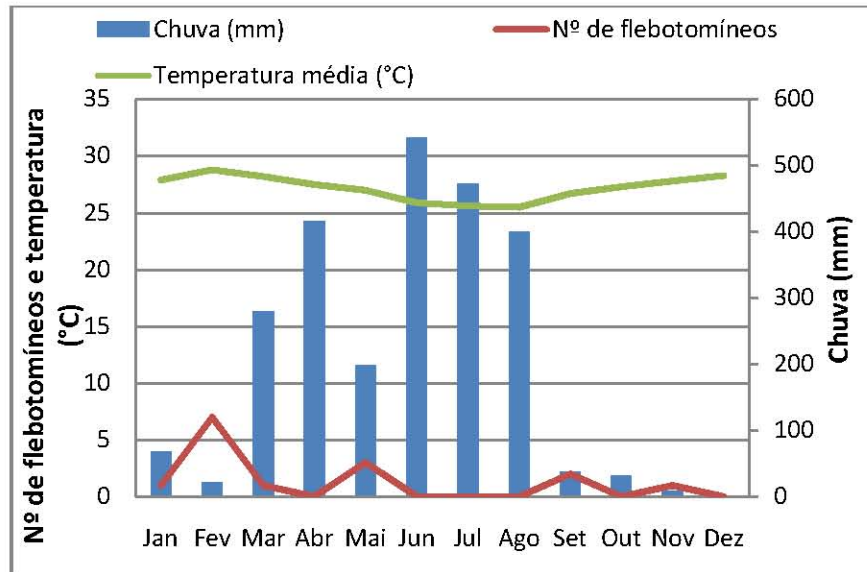


Figura 35 – Ocorrência de flebotomíneos (*L. longipalpis*, *L. evandroi* e *L. walkeri*) e variáveis climáticas na área de cajueiros.

4.1.5 Área de mangueiras

Na área das mangueiras foram coletados apenas sete flebotomíneos durante todo o ano de 2008. A espécie que mais ocorreu, com 57%, foi *L. walkeri*, seguida por *L. evandroi* (29%) e *L. whitmani* (14%) (tabela 11, figura 37). Os machos foram maioria, com 86%, enquanto as fêmeas somaram 14% (tabela 11).

Tabela 11 – Ocorrência de espécies na área de mangueiras.

Espécie	♂	♀	♂/♀	Total	%
<i>L. walkeri</i>	4	0	4/0	4	57%
<i>L. evandroi</i>	1	1	1/1	2	29%
<i>L. whitmani</i>	1	0	1/0	1	14%
Total	6	1	6/1	7	100%
%	86%	14%	-	100%	-

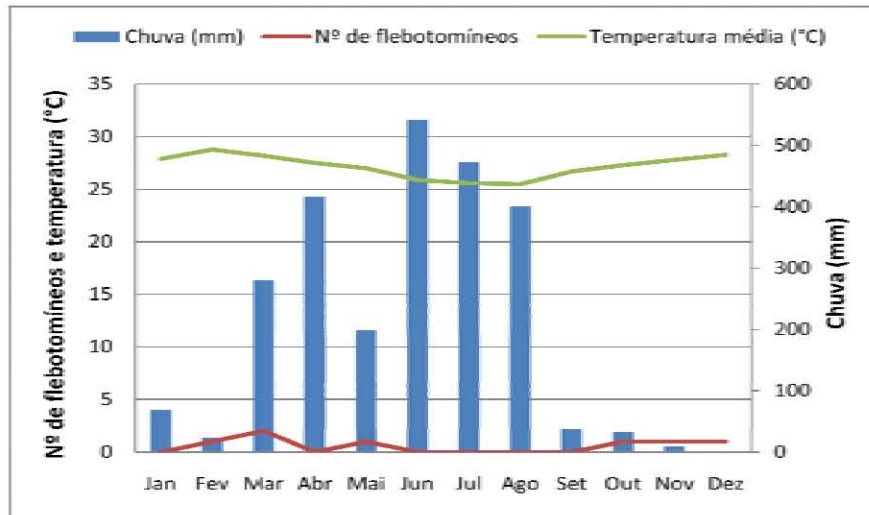


Figura 36 – Ocorrência de flebotomíneos (*L. walkeri*, *L. evandroi* e *L. whitmani*) e variáveis climáticas na área de mangueiras.

Podemos observar para o ambiente mangueira que não foi possível perceber nenhuma correlação significativa entre a espécie *L. whitmani* (n=1) e as variáveis climáticas ($p > 0,05$) (figura 36).

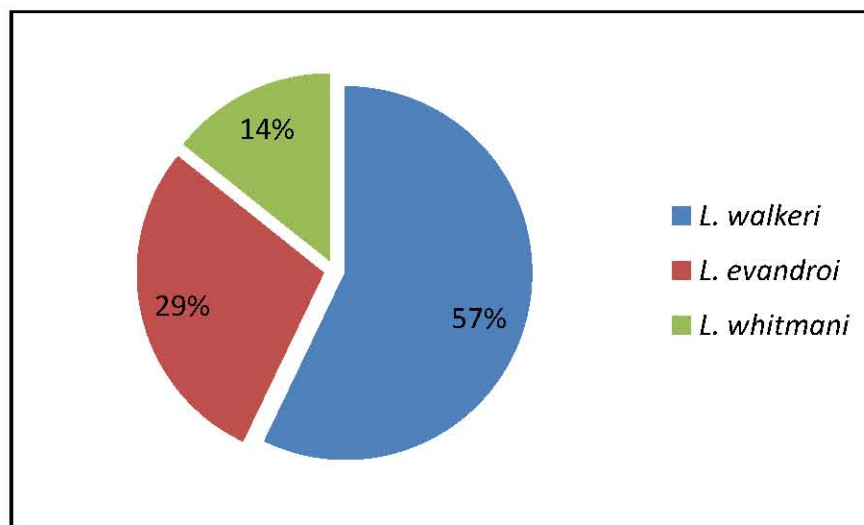


Figura 37 – Ocorrência de espécies na área de mangueiras.

4.1.6 Área casa/galinheiro

No ambiente peridomiciliar foram coletados 67 flebotomíneos, sendo *L. longipalpis* a espécie mais abundante, com 88%, seguida por *L. evandroi* e *L. walkeri* com apenas 9% e

1,5% respectivamente (tabela 12, figura 38). Os machos foram maioria nesse ambiente, com 76% das capturas (tabela 12).

Através das análises feitas pelo teste de Kruskal-Wallis, rejeita-se a hipótese de igualdade da espécie *L. longipalpis* entre os ambientes, e ao se realizar comparações múltiplas, identificam-se para esta espécie diferenças significativas do ambiente casa/galinheiro com todos os outros ambientes ($t > 2,0$; $p < 0,05$), uma vez que essa espécie foi predominante neste ecótopo.

A hipótese de igualdade de *L. walkeri* entre os ambientes também é rejeitada. Ao se realizar as comparações dois a dois (comparações múltiplas) se identificam diferenças significativas do ambiente casa/galinheiro com os ambientes coqueiro gigante e mata ($p < 0,05$), uma vez que nesses foi uma espécie bastante numerosa.

Tabela 12 – Ocorrência de espécies na área da casa/galinheiro.

Espécie	♂	♀	♂/♀	Total	%
<i>L. longipalpis</i>	46	13	3,5/1	59	88%
<i>L. evandroi</i>	4	2	2/1	6	9%
<i>L. walkeri</i>	1	0	1/0	1	1,5%
<i>Lutzomyia sp.</i>	0	1	0/1	1	1,5%
Total	51	16	3,2/1	67	100%
%	76%	24%	-	100%	-

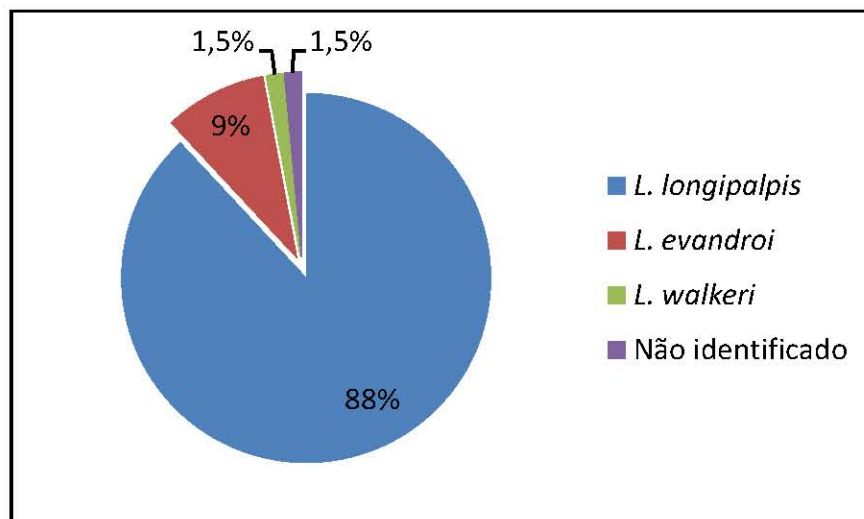


Figura 38 – Ocorrência de espécies na área da casa/galinheiro.

Para o ambiente casa/galinheiro podemos observar que não houve nenhuma correlação significativa entre a variável *L. longipalpis* ($n=59$) e as variáveis climáticas ($p > 0,05$).

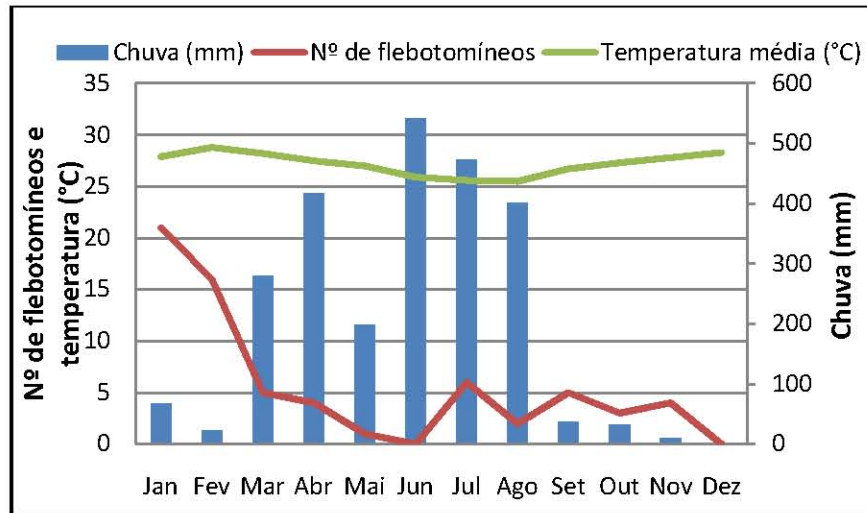


Figura 39 – Ocorrência de flebotomíneos e variáveis climáticas na área da casa/galinheiro.

4.1.7 Área de plantação de eucalipto e acácia

Nesta área foram coletados 130 flebotomíneos de cinco espécies, dos quais 61% eram machos e 39% fêmeas. As espécies mais abundantes foram *L. evandroi* e *L. walkeri*, com 46% e 45% do total, seguidas por *L. wellcomei* com 5% (tabela 13, figura 40).

Tabela 13 – Ocorrência de espécies na área de eucalipto e acácia.

Espécie	♂	♀	♂/♀	Total	%
<i>L. evandroi</i>	36	24	1,5/1	60	46%
<i>L. walkeri</i>	41	17	2,4/1	58	45%
<i>L. wellcomei</i>	0	6	0/6	6	5%
<i>L. longipalpis</i>	1	1	1/1	2	1,5%
<i>L. whitmani</i>	1	0	1/0	1	1%
<i>Lutzomyia sp.</i>	0	3	0/3	3	2%
Total	79	51	1,5/1	130	100%
%	61%	39%	-	100%	-

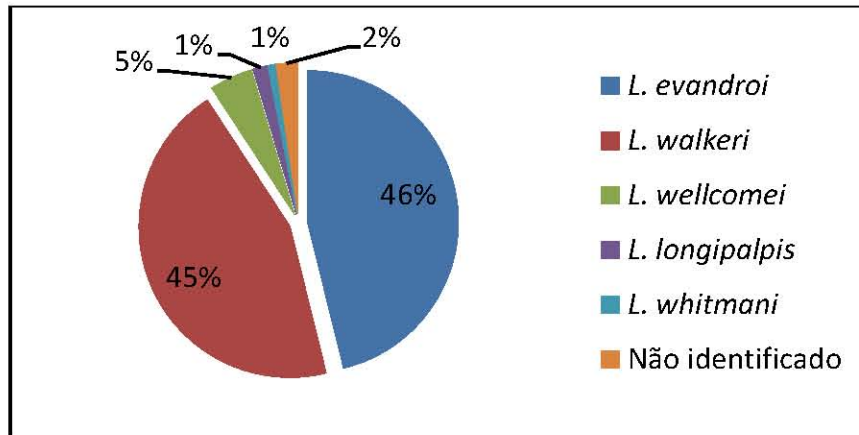


Figura 40 – Ocorrência de espécies na área de eucalipto e acácia.

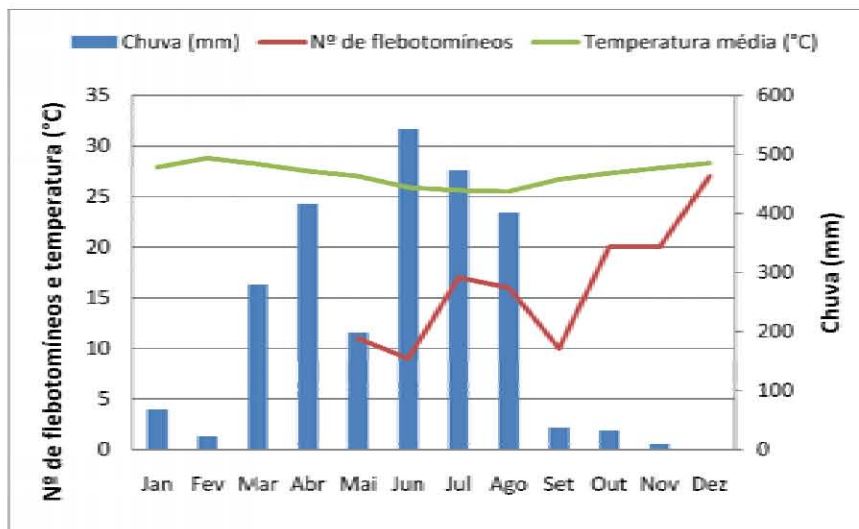


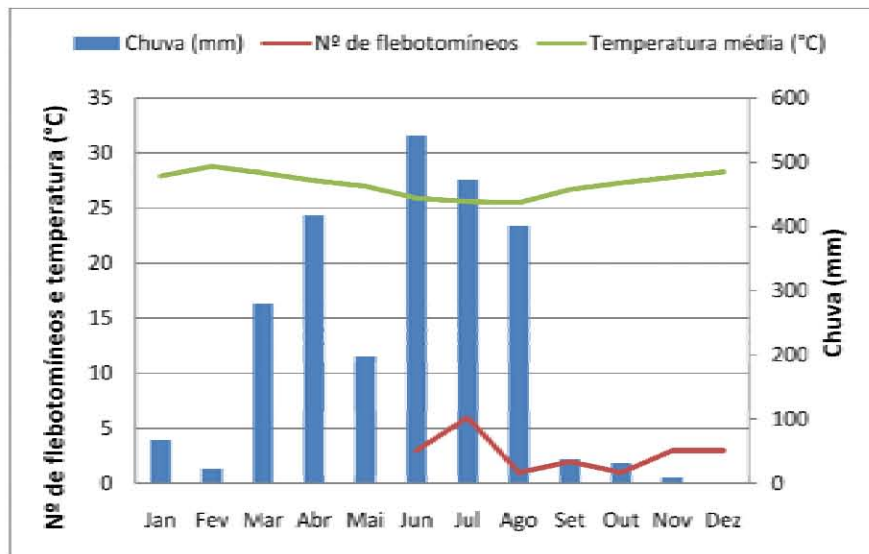
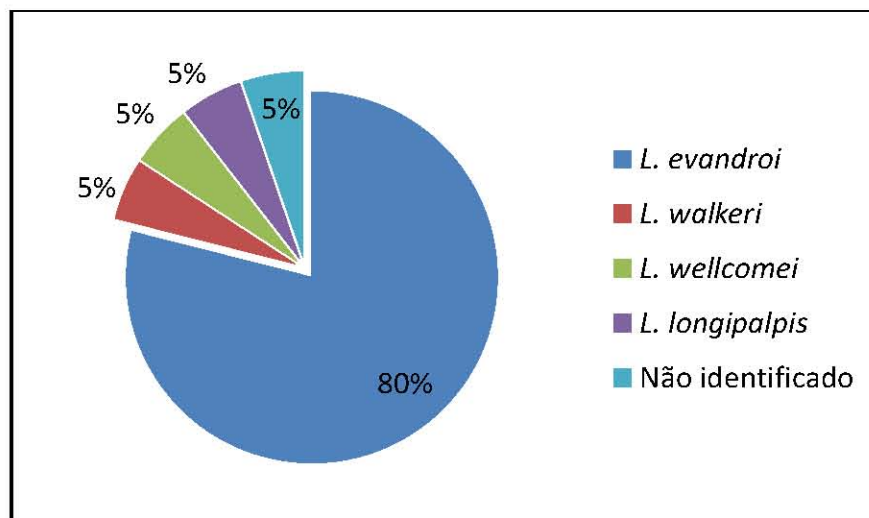
Figura 41 – Ocorrência de flebotomíneos e variáveis climáticas na área eucalipto e acácia.

4.1.8 Área de plantação de bananeiras

Na área das bananeiras foram coletados 19 flebotomíneos pertencentes a quatro espécies, dos quais 58% eram machos e 42% fêmeas. A espécie mais abundante foi *L. evandroi* com 80%. Contudo, é importante registrar a ocorrência de *L. wellcomei* e *L. longipalpis* com 5% dos flebotomíneos cada (tabela 14, figura 43).

Tabela 14 – Ocorrência de espécies na área das bananeiras.

Espécie	♂	♀	♂/♀	Total	%
<i>L. evandroi</i>	9	6	1,5/1	15	80%
<i>L. walkeri</i>	0	1	0/1	1	5%
<i>L. wellcomei</i>	1	0	1/0	1	5%
<i>L. longipalpis</i>	1	0	1/0	1	5%
Não identificado	0	1	0/1	1	5%
Total	11	8	1,4/1	19	100%
%	58%	42%	-	100%	-

**Figura 42** – Ocorrência de flebotomíneos e variáveis climáticas na área das bananeiras.**Figura 43** – Ocorrência de espécies na área de bananeiras.

4.1.9 Área de plantação de feijão e criação de caprinos

Nesta área foram capturados 25 flebotomíneos, predominando *L. longipalpis* (92%) seguida por *L. evandroi* (8%) (figura 45). Obteve-se um maior percentual de machos, com 64%, enquanto as fêmeas corresponderam a 36% do total das coletas (tabela 15).

Tabela 15 – Ocorrência de espécies na área feijão/caprinos.

Espécie	♂	♀	♂/♀	Total	%
<i>L. longipalpis</i>	16	7	2,3/1	23	92%
<i>L. evandroi</i>	0	2	0/2	2	8%
Total	16	9	1,8/1	25	100%
%	64%	36%	-	100%	-

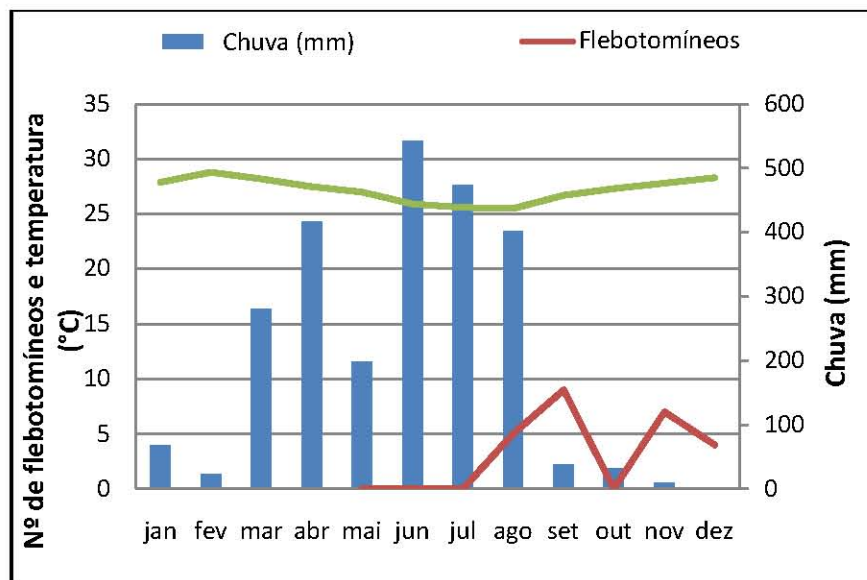


Figura 44 – Ocorrência de flebotomíneos e variáveis climáticas na área de feijão/caprinos.

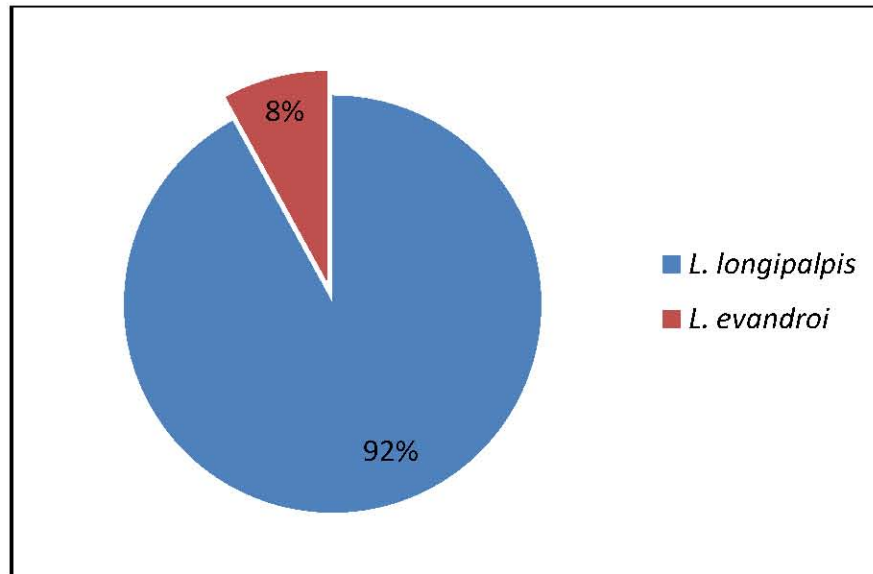


Figura 45 – Ocorrência de espécies na área de feijão/caprinos.

4.2 BUSCA DE AFÍDEOS E COCCÍDEOS

Durante as buscas mensais realizadas nos ambientes de coleta não foram encontrados afídeos ou coccídeos, o que sugere a pouca ocorrência ou inexistência desses insetos na área de estudo.

4.3 ANÁLISES PARA DETERMINAÇÃO DE CARBOIDRATOS

Os monossacarídeos encontrados na amostra de flebotomíneos analisada através de HPLC (high performance liquid chromatography) foram xilose, arabinose e manose, sendo xilose o carboidrato mais abundante nos insetos analisados (tabela 16).

Nas 18 amostras vegetais foram encontrados oito monossacarídeos: glicose, xilose, galactose, manose, rhamnose, fucose, galactosamina e arabinose, cujas relações molares são mostradas na tabela 16.

Observa-se que a bananeira foi a única amostra vegetal a não apresentar pelo menos um dos açúcares presentes nos flebotomíneos, sendo a princípio descartada como possível fonte de monossacarídeos para estes insetos.

A glicose foi encontrada em apenas quatro dos 15 vegetais analisados, *Acacia mangium*, *Gliricidia sepium*, na liana (ainda em processo de identificação), e em *Mangifera indica*, sendo que na liana a maior concentração encontrada foi de glicose, não sendo todavia um açúcar presente no grupo de flebotomíneos analisados.

A xilose se mostrou um dos carboidratos mais presentes, sendo encontrado em 10 dos 15 vegetais analisados, assim como o mais presente na amostra de flebotomíneos (tabela 16), sendo o principal monossacarídeo das espécies *Anadenanthera colubrina*, *Bauhinia forticata*, *Cocos nucifera*, *Gliricidia sepium* e *Mangifera indica*, o que nos faz considerar a utilização destes vegetais como fonte de obtenção de carboidratos para os flebotomíneos.

A galactose não foi encontrada na amostra de flebotomíneos e se fez presente em quatro vegetais (*Anadenanthera colubrina*, *Bauhinia forticata*, *Psidium guajava* e *Psychotria carrascoana*).

A manose se mostrou um importante monossacarídeo, certamente ingerido por esses insetos, uma vez que foi detectado nos flebotomíneos e também nas amostras dos vegetais *Coccoloba sp.*, *Eucalyptus sp.*, *Mangifera indica*, *Pennisetum pupureum* e *Psychotria carrascoana*.

O monossacarídeo rhamnose está presente em seis vegetais, mas em proporções baixas, e ausente nos flebotomíneos, o que o descarta como fonte alimentar.

A fucose foi detectada em seis vegetais, sendo mais abundante em *Hancornia speciosa*, mas ausente na amostra de flebotomíneos analisados.

A galactosamina não foi detectada em flebotomíneos, mas em cinco dos vegetais, se mostrando mais abundante em *Cocos nucifera*.

A arabinose também se mostrou um dos mais presentes monossacarídeos nas amostras vegetais analisadas, presente em 10 destes, assim como na amostra de flebotomíneos, sendo, entretanto mais abundante em *Acacia mangium*, *Anacardium occidentale* e *Pennisetum pupureum*, o que faz associar esses vegetais como possíveis fontes alimentares para estes insetos.

Tabela 16 – Relação molar de monossacarídeos detectados em flebotomíneos e em vegetais da área.

Amostras	Relação molar								
	Glicose	Xilose	Galactose	Manose	Rhamnose	Fucose	Galactosamina	Arabinose	Frutose
<i>Lutzomyia sp.</i>	0,0000	1,0000	0,0000	0,2013	0,0000	0,0000	0,0000	0,2394	0,0000
<i>Acacia mangium</i> (acácia)	0,1654	0,0000	0,0000	0,0000	0,0000	0,0000	0,0066	1,0000	0,0000
<i>Anacardium occidentale</i> (cajuero)	0,0000	0,4498	0,0000	0,0000	0,0046	0,0000	0,1005	1,0000	0,0000
<i>Anadenanthera colubrina</i>	0,0000	1,0000	0,7549	0,0000	0,1657	0,0000	0,0000	0,5412	0,0000
<i>Bauhinia forticata</i> (pata de vaca)	0,0000	1,0000	0,2651	0,0000	0,0404	0,0086	0,0000	0,0000	0,0000
<i>Coccoloba sp.</i>	0,0000	0,0000	0,0000	1,0000	0,0000	0,0000	0,0000	0,1286	0,0000
<i>Cocos nucifera</i> (coqueiro anão)	0,0000	1,0000	0,0000	0,0000	0,0000	0,0000	2,3228	0,0608	0,0000
<i>Eucalyptus sp.</i> (eucalipto)	0,0000	0,0253	0,0000	1,0000	0,0019	0,0000	0,0299	0,0464	0,0000
<i>Gliricidia sepium</i> (mourões vivos)	0,0122	1,0000	0,0000	0,0000	0,0000	0,0122	0,0000	0,0000	0,0000
<i>Hancornia speciosa</i> (mangabeira)	0,0000	0,0000	0,0000	0,0000	0,4468	1,0000	0,0000	0,8424	0,0000
Liana (em identificação)	1,0000	0,4230	0,0000	0,0000	0,0000	0,0000	0,0000	0,0000	0,0000
<i>Mangifera indica</i> (mangueira)	0,4365	1,0000	0,0000	0,7611	0,0000	0,4467	0,0000	0,0000	0,0000
<i>Musa paradisiaca</i> (bananeira)	0,0000	0,0000	0,0000	0,0000	0,0000	0,0000	0,0000	0,0000	0,0000
<i>Pennisetum purpureum</i> (capim)	0,0000	0,3995	0,0000	0,0428	0,0000	0,0299	0,0647	1,0000	0,0000
<i>Psidium guajava</i> (Goiabeira)	0,0000	0,3449	1,0000	0,0000	0,0000	0,0370	0,0000	0,6543	0,0000
<i>Psychotria carrascoana</i>	0,0000	0,0000	0,0050	1,0000	0,0011	0,0000	0,0000	0,0575	0,0000

4.4 CICLO BIOLÓGICO DE FLEBOTOMÍNEOS EM LABORATÓRIO

Das 14 fêmeas silvestres alimentadas em laboratório, oito eram *L. wellcomei*, quatro *L. shannoni* e duas não foram identificadas por estarem danificadas. Foram obtidos 159 ovos de *L. wellcomei* e 23 de *L. shannoni*, atingindo-se um percentual de eclosão de 15% e 31 % respectivamente, sendo que as larvas de *L. wellcomei* morreram em até três dias após a eclosão. Das 29 larvas de *L. shannoni* obtidas, 23 chegaram à pupa, das quais todas atingiram a fase adulta.

O ciclo evolutivo de *L. shannoni*, desde a postura até a emergência do adulto, foi de 53,5 dias em média, variando de 43 a 64 dias. A duração média da fase de ovo foi 8,5 dias, a de larva 38,5 e pupa 16,5 dias (figura 46).

Para *L. wellcomei* a fase de ovo teve duração de 48 dias em média, variando, contudo entre 10 e 86 dias. Não foi possível acompanhar o desenvolvimento completo desta espécie uma vez que esta não avançou além da fase de larva L1 três dias após a eclosão. Para esta espécie se observou que os ovos permanecem viáveis por aproximadamente três meses em temperatura de 27 graus e umidade variável entre 85 e 95%.

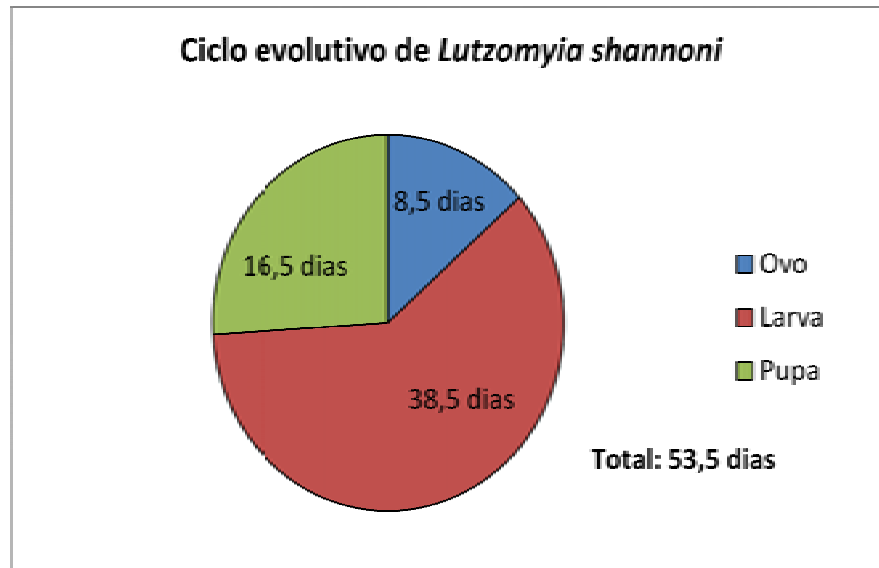


Figura 46 – Duração média do ciclo evolutivo de *Lutzomyia shannoni* de ovo a pupa.

5 DISCUSSÃO

A ocorrência de flebotomíneos se deu predominantemente na área fragmento de Mata Atlântica, com mais de 80% das coletas, enquanto que nas mangueiras, ambiente com menor percentual, se obteve menos de 1%. A espécie mais abundante foi *L. walkeri*, espécie ainda não comprovada como vetora de leishmanioses, com quase 70% dos flebotomíneos coletados, seguida por *L. evandroi* com apenas 12,5%.

Dentre os flebotomíneos comprovadamente transmissores das leishmanioses, observa-se a associação de *L. longipalpis*, transmissor de LV, a ambientes peridomiciliares, uma vez que 78% foram coletados nesse ambiente, o que está de acordo com alguns estudos que teceram comparações quanto à ocorrência desta espécie entre ambientes preservados e modificados (DIAS-LIMA et al., 2003; CAMERON et al., 1995) ou que evidenciam seu comportamento antropofílico (XIMENES et al., 2000).

L. whitmani, *L. intermedia* e *L. wellcomei* demonstraram preferência por áreas mais preservadas, seja na mata ou em áreas próximas a esta. Essas espécies são apontadas como vetores comprovados de *L. braziliensis* em ambientes silvestres do Nordeste (READY et al., 1983; QUEIROZ et al., 1994; BRANDÃO-FILHO et al., 1998; SILVA; VASCONCELOS, 2005; REBÊLO et al., 1999).

Esses resultados demonstram um evidente limite geográfico entre as espécies vetoras de LV e LTA, o que certamente deve ser definido por fatores fitogeográficos e biológicos, como sugerido em estudo feito na Bahia, onde foi encontrado que *L. longipalpis* ocorre exclusivamente em áreas de caatinga ou com ação antrópica, enquanto que *L. whitmani* e *L. intermedia* foram exclusivos de área de mata (DIAS-LIMA et al., 2003).

Corroboram nesse sentido outros trabalhos, também no estado da Bahia (AZEVEDO et al., 1996; VEXENAT et al., 1986), que encontraram transmissores de LTA, principalmente *L. whitmani*, predominantemente em ambiente silvestre na ausência de *L. longipalpis*, mostrando associação dos flebotomíneos transmissores da LTA com ambientes florestais, enquanto que *L. longipalpis*, transmissor de LV, está relacionado a áreas mais abertas com ação antrópica mais evidente. Contudo, em pesquisas realizadas no Estado de Pernambuco, *L. whitmani* prevaleceu em abrigos de animais, sendo totalmente ausente em fragmentos de mata (CARVALHO et al., 2007).

Na maioria dos ambientes pesquisados no presente estudo os flebotomíneos predominaram no período seco, ou após o período chuvoso, assim como a maioria das

espécies, ficando evidente um significativo decréscimo na abundância das espécies ao se iniciar o período mais chuvoso, com temperaturas mais baixas e umidade relativa do ar mais elevada.

L. longipalpis ocorreu em cinco dos seis ambientes pesquisados durante o ano de 2008, confirmando-se, contudo, bastante antropofílica, uma vez que 78% das capturas dessa espécie ocorreram no ambiente peridomiciliar entre a casa e o galinheiro. Isso também se confirma ao analisarmos os ambientes pesquisados entre maio e dezembro, uma vez que a maior frequência dessa espécie também se deu no ambiente peridomiciliar na área do plantio de feijão e criação de caprinos. Desse modo, a maior frequência de *L. longipalpis* no ambiente peridomiciliar confirma o alto potencial invasivo desta espécie, assim como seu sucesso como vetor em áreas urbanizadas.

Na área de plantação de cajueiros vale salientar a maior frequência de *L. longipalpis*, apesar do número reduzido de espécimes, o que possivelmente é explicado pelo fato de ser uma área aberta com muita influência dos ventos, o que possivelmente dificulta a atividade dos flebotomíneos no local.

O fato de *L. longipalpis*, ser a espécie mais abundante no ambiente peridomiciliar, confirma o comportamento antropofílico da espécie e certamente se relaciona a notificação de casos de LV canina e humana no município de Parnamirim e na região metropolitana.

A inexistência de correlação significativa entre *L. longipalpis* e as variáveis climáticas locais provavelmente é explicada pelo número de espécimes coletados, uma vez que foi demonstrado por Ximenes et al. (2006), em estudo de longo prazo, que essa espécie tem a velocidade do vento como fator limitante, enquanto que a umidade e a temperatura influenciam machos e fêmeas de forma diferente. Ainda segundo esse estudo, abundância dos machos não se mostrou correlacionada com chuvas ou temperatura, mas com a umidade relativa do ar e velocidade do vento. No entanto, o número de fêmeas foi associado a todas as variáveis climáticas. A velocidade do vento foi negativamente correlacionada com o número de fêmeas. De modo geral houve um aumento do número de flebotomíneos durante o período de chuvas no Rio Grande do Norte. Um aumento no número de fêmeas foi observado aproximadamente duas semanas após o aumento da umidade relativa (XIMENES et al., 2006).

L. whitmani é outra espécie encontrada de importância epidemiológica, por ser comprovadamente vetora de *L. braziliensis*, agente etiológico da leishmaniose tegumentar na região Nordeste (AZEVEDO et al., 1990a; COSTA et al., 2007) juntamente com *L. wellcomei* também incriminada (READY et al., 1983; QUEIROZ et al., 1994). Portanto, a presença

dessas espécies na área estudada, mesmo que em pequeno número, sugere risco de transmissão de LTA na área da mata do Jiquí, assim como em suas redondezas, a despeito da área endêmica de LTA no estado estar concentrada nas áreas serranas da região oeste do estado.

L. wellcomei e *L. whitmani* se mostraram predominantemente silvestres nas áreas pesquisadas, uma vez que 97% das capturas do primeiro e 80% do segundo ocorreram em ambiente de mata.

Apesar da realização de alguns trabalhos que levantaram a fauna de flebotomíneos em diversas áreas do estado do Rio Grande do Norte (XIMENES et al., 1999; XIMENES et al., 2000; XIMENES et al., 2007), ainda não existem publicações sobre a ocorrência de *L. wellcomei*, importante espécie para o estado do Rio Grande do Norte, sendo entretanto relatado nos trabalhos de Cortez et al. (manuscrito submetido) e de Cavalcanti et al. (dados ainda não publicados). Isso se mostra de grande relevância epidemiológica, uma vez que no Brasil essa espécie é comprovadamente vetora de leishmaniose tegumentar americana (LAINSON et al., 1979; RYAN et al., 1987; READY et al., 1983; QUEIROZ et al., 1994; BRANDÃO-FILHO et al., 1998; SILVA; VASCONCELOS, 2005; REBÊLO et al., 1999).

L. wellcomei, apesar do acompanhamento de sua ocorrência por um período de apenas um ano, se mostrou relacionada aos meses chuvosos. Este conhecimento pode ser de alguma utilidade para os órgãos de controle e prevenção da expansão da LTA para outras áreas do estado.

Embora se admita a necessidade de maiores investigações para maiores certezas quanto à sazonalidade de *L. wellcomei* na região, nota-se, uma clara tendência para sua ocorrência no período mais frio e úmido, o que está de acordo com os estudos de Lainson & Shaw (1998) feitos na Amazônia, onde essa espécie ocorre predominantemente na estação chuvosa. É válido ainda ressaltar a total ausência de *L. wellcomei* nas coletas de janeiro a março e de outubro a dezembro, o que nos faz cogitar a possibilidade de diapausa durante o período seco do ano, como sugerido por Ryan et al., (1986). Além disso, os resultados encontrados no presente estudo mostram que os ovos permaneceram viáveis por até 86 dias, reforçando a hipótese de diapausa dos imaturos. Em nosso estudo os adultos dessa espécie se alimentaram em *Gallus gallus* e em solução açucarada.

A diapausa nos insetos é caracterizada por um período de baixa atividade metabólica conduzida por centros nervosos que comandam a atividade neuronal e a secreção hormonal, tendo seu início ocasionado pela detecção de mudanças ambientais, o que ocorre em algum

dos estágios que seja sensível a tais sinais (TAUBER et al., 1986; SMITH 1987), como diminuição de fotoperíodo, temperatura ou fontes alimentares (BECK 1980).

Nos flebotomíneos, a ocorrência de diapausa é relatada em larvas (KUMAR; KISHORE 1991; KILLICK-KENDRICK; KILLICK-KENDRICK 1987) e ovos (TROUILLET; VATTIER-BERNARD, 1979). Em experimentos realizados em laboratório com *P. papatasi*, flebotomíneo do Velho Mundo, foram colocadas larvas de quarto estágio em refrigerador a 5-9°C por um período de um ano, e ao elevar a temperatura a 25° estas completaram a metamorfose em 28 dias com baixa mortalidade (SAFYANOVA 1964).

No tocante à *L. wellcomei*, essa adaptação pode ser desencadeada nas formas imaturas, causada por fatores como temperatura e/ou umidade, fatores que se mostram provavelmente relacionados à sua ocorrência sazonal e sendo provável fator de sobrevivência em condições ambientais desfavoráveis para a espécie.

É relevante também o registro feito por Fraiha et al. (1971), sobre *L. wellcomei* exercer intensa antropofilia, mesmo em período diurno, o que é motivo de vigilância, uma vez que a área de estudo é um ambiente agroflorestral em que funcionários e pesquisadores trabalham diariamente no interior da mata ou próximo desta. Desse modo, essa espécie pode se tornar transmissora ativa de LTA no estado, a despeito de as pessoas, para serem picadas, e conseqüentemente infectadas, necessitarem estar próximas ou adentrar áreas de mata, uma vez que os flebotomíneos têm sua área de deslocamento, em busca de carboidratos e sangue, bastante reduzida.

Nos ambientes mais próximos aos domicílios não foi registrada a ocorrência de *L. wellcomei*, o que demonstra que esta espécie ainda se mostra associada a ambientes silvestres. Todavia, é relevante a crescente expansão urbana nos arredores, e atualmente há um aumento no número de condomínios residenciais em torno da área do estudo, onde muitos conjuntos habitacionais já existem e outros estão sendo construídos. Essa interferência pode conduzir a adaptações destes vetores a novos ambientes e a fontes alternativas de alimento, e em algum aspecto a transmissão e conseqüentemente o aparecimento de casos (REBÊLO et al., 1999, 2000; BERN et al., 2008).

A presença de espécies predominantemente silvestres, mencionadas nesta pesquisa, indica certa persistência das condições de sobrevivência, e conseqüente transmissão potencial, apesar da crescente degradação ambiental ocorrida nos arredores da área estudada. É importante ainda ressaltar a crescente adaptação das espécies envolvidas na transmissão da doença a florestas modificadas pelo homem (LAINSON et al., 1981), o que mantém seu potencial vetorial e torna mais suscetível as populações humanas.

Na área de coqueiro gigante as espécies predominantes foram *L. evandroi* e *L. walkeri*, ainda não comprovadas vetoras de Leishmaniose. Contudo a presença de *L. wellcomei*, *L. whitmani* e *L. longipalpis* é de grande importância, uma vez que todas demonstram comportamento antropofílico (RYAN et al., 1990; QUEIRÓZ et al., 1994; FRAIHA et al., 1971; CHAGAS et al., 1938), sendo, como já mencionado, *L. wellcomei* e *L. whitmani* consideradas transmissoras de *L. braziliensis* (LTA), e *L. longipalpis* a principal vetora de *L. chagasi* (LV) (AZEVEDO et al., 1990a; TEODORO et al., 2003; ALESSI et al., 2009; LAINSON et al., 1979; RYAN et al., 1987; READY et al., 1983; LAINSON et al., 1977).

Na área do coqueiro anão, *L. evandroi* foi predominante. Contudo, a presença de *L. wellcomei* e *L. longipalpis* dá indício também de possível transmissão na área, que inclusive está situada bem próxima às residências de algumas famílias que moram no local.

Apesar do pequeno número de flebotomíneos coletados na área das mangueiras, é pertinente observar a presença de *L. whitmani*, assim como um significativo decréscimo, ou mesmo total ausência de flebotomíneos, nos meses com maior volume de chuvas. É possível que a pouca ocorrência esteja também relacionada à alta incidência de ventos na área, visto que é bastante aberta, o que pode ter influenciado nas coletas.

A detecção dos carboidratos xilose, manose e arabinose nos flebotomíneos analisados é relevante, uma vez que esses monossacarídeos são naturalmente encontrados em vegetais (SCHÄDEL et al., 2009; POYSTI et al., 2007; RODRIGUEZ et al., 2005), o que sugere que a vegetação da área de mata e redondezas são a fonte de energia buscada por esses insetos.

Dentre os vegetais analisados através de HPLC, *Pennisetum pupureum* (capim) e *Eucalyptus sp.* (eucalipto) se mostraram como fontes alimentares, uma vez que foram os únicos a apresentarem os três monossacarídeos presentes nos flebotomíneos investigados. Isso pode evidenciar “preferência alimentar” dos insetos por esses vegetais, como sugerida em estudos realizados com espécies do Velho Mundo no Vale do Jordão, que demonstraram que um significativo percentual de *Phlebotomus papatasi* tem preferência a certas espécies, mesmo que estas naturalmente se encontrem a distâncias maiores e existam outras mais próximas (SCHLEIN; JACOBSON 1999).

Essas dietas obtidas pelos flebotomíneos em fontes vegetais podem ter efeitos adversos sobre o protozoário *Leishmania*, podendo ser benéfico ou prejudicial ao parasito, uma vez que, apesar de os açúcares ingeridos serem fonte de nutrientes para a *Leishmania* (SCHLEIN; JACOBSON, 1994), e muitas espécies possuem comprovadamente enzimas capazes de digerir carboidratos (JACOBSON et al., 2001), a ingestão de algumas plantas pode ser deletéria para o parasito abrigado no flebotomíneo, o que faz com que, em alguns casos, a

dieta possa ter efeito nas infecções e provavelmente diminua a chance de transmissão. O uso de determinadas espécies vegetais podem desencadear alta taxa de mortalidade e deformação desses parasitos, como demonstrado com *L. major*, importante causadora de leishmaniose transmitida por *P. papatasi* no Velho Mundo (SCHLEIN; JACOBSON, 1994).

Sobre o processo de digestão de carboidratos, é importante ressaltar que enquanto os parasitos apresentam variadas enzimas, capazes de hidrolisar açúcares mais complexos, o conhecimento presente quanto aos flebotomíneos é limitado a poucas enzimas, podendo se discutir se uma carga parasitária maciça seria compensada pelo adicional de enzimas secretadas pelas promastigotas de *Leishmania*, o que elevaria a quantidade de carboidratos disponíveis, ou se essa concorrência por fontes de energia é prejudicial ao vetor (JACOBSON et al., 2001).

Os estudos são insuficientes para se compreender as relações estabelecidas entre os flebotomíneos presentes na área e as espécies vegetais. Contudo, demonstra-se que esses insetos possuem comportamento alimentar eclético em relação às fontes de obtenção de carboidratos e, como demonstrado em outros estudos, em relação às fontes hematofágicas também. Sua alimentação pode ocorrer em vegetais arbóreos, arbustivos e gramíneas, em espécies nativas tais como o cajueiro e em espécies exóticas como o capim, as acácias e os eucaliptos presentes no ambiente agroflorestal estudado.

A amostra de bananeiras foi a única a não apresentar os monossacarídeos detectados nos flebotomíneos da área, o que aparentemente descarta a possibilidade desta planta estar entre aquelas utilizadas por estes insetos como meio de obtenção de energia.

Apesar de não ter sido possível analisar os carboidratos presentes em cada espécie de flebotomíneo, individualmente, devido a dificuldades nos métodos de análise, a presença de *L. wellcomei* em ecótopos como as plantações de bananeiras, eucalipto, coqueiro anão e coqueiro gigante sugerem que essa espécie pode estar em processo de adaptação quanto à utilização de açúcares oriundos de árvores frutíferas e de vegetação exótica. O mesmo pode ser sugerido com relação a *L. longipalpis*, uma vez que essa espécie está presente predominantemente em ambientes com ação antrópica mais evidente.

O insucesso da criação de *L. wellcomei* em laboratório pode estar associado à ração oferecida para as larvas, como sugerido por Ward (1972), que ressalta a exigência dessa espécie quanto à alimentação, enfatizando que as larvas morrem rapidamente caso esta não esteja suficientemente amadurecida.

A possibilidade de diapausa dos ovos nessa espécie não pode ser descartada, como comentado anteriormente, uma vez que os ovos permaneceram viáveis por cerca de três

meses. Em ambiente natural, a diapausa certamente contribuiria com o sucesso reprodutivo do flebotomíneo, uma vez que o manteria protegido das condições desfavoráveis ao seu desenvolvimento enquanto durar o período de estiação.

L. shannoni, foi capturada apenas na área de mata. Essa espécie é considerada vetora, nos Estados Unidos da América, do *Vesiculovirus* causador da estomatite vesicular (CORN et al., 1990), e alguns estudos laboratoriais indicam que algumas espécies de *Leishmania*, dentre elas *L. chagasi*, conseguem se desenvolver bem nessa espécie de flebotomíneo (FERRO et al., 1998), sendo inclusive um competente vetor de *L. mexicana* (LAWYER; YOUNG, 1987). Existe ainda a hipótese de que a presença de cães infectados em áreas de ocorrência de *L. shannoni* poderia dar início a ciclos epidêmicos (TRAVI et al., 2002).

Em laboratório, a manutenção de quatro fêmeas silvestres de *L. shannoni* originou uma média de 23 ovos por fêmea com uma taxa de eclosão de 31%. Seu ciclo completo, de ovo a adulto, se deu em um período médio de 53,5 dias, sendo 8,5 dias na fase de ovo, 38,5 de larva e 16,5 de pupa. Esses resultados diferem dos obtidos por Ferro et al. (1998), especialmente na fase larval, que obtiveram o mesmo ciclo em 74,2 dias (8,5 para ovos, 50,5 para larvas e 15,2 para pupas) em uma colônia de 22ª geração com temperatura mínima entre 22 e 27°C, e máxima entre 27 e 30°C.

Estudos realizados com o objetivo de analisar a bioecologia das espécies transmissoras das leishmanioses, assim como seu potencial de adaptação a novos ambientes, são de fundamental importância, constituindo-se como fontes de informações que poderão contribuir com a vigilância epidemiológica das leishmanioses no Estado.

A expansão e urbanização das leishmanioses no país, considerando a complexidade das interações entre hospedeiros vertebrados, invertebrados e protozoários, resultam das interações estabelecidas nas diferentes cadeias epidemiológicas, moduladas ou alteradas pela degradação ambiental que se constata ao longo do tempo nas áreas periurbanas de pequenas, médias ou grandes cidades do Brasil.

6 CONCLUSÕES

- ✓ A maior abundância e diversidade de flebotomíneos se deu em área de mata, na qual foram registradas oito espécies, compondo mais de 80% da fauna flebotomínica coletada. Este trabalho acrescentou a identificação de três espécies à fauna flebotomínica do Estado do Rio Grande do Norte, são elas: *L. shannoni*, *L. sordellii* e *L. wellcomei*;
- ✓ Os fatores climáticos que demonstraram maior interferência na ocorrência destes insetos foram temperatura e umidade relativa do ar, mas apesar do fator chuva não se mostrar significativo, este está relacionado com os outros fatores;
- ✓ *L. wellcomei* se mostrou uma espécie predominantemente silvestre, enquanto *L. longipalpis* principalmente peridomiciliar;
- ✓ *L. wellcomei* demonstrou adaptação ao período mais úmido e frio do ano, entrando possivelmente em diapausa nos meses mais quentes e secos;
- ✓ A presença dos mesmos monossacarídeos em flebotomíneos e vegetais presentes na área de estudo, diante da aparente ausência de afídeos, sugere que esses insetos adquirem carboidratos diretamente de plantas da área, particularmente dos vegetais que contêm xilose, manose e arabinose, carboidratos presentes no capim-elefante e no eucalipto. Contudo, os dados obtidos são preliminares para se compreender as relações estabelecidas entre os flebotomíneos e vegetais presentes na área;
- ✓ Os resultados sugerem uma possível adaptação de espécies de flebotomíneos a plantas exóticas tais como *Eucalyptus sp.* (eucalipto) e *Pennisetum puppureum* (capim-elefante), talvez como ajuste a áreas degradadas pelo homem, conseqüentemente podendo elevar o risco de transmissão do parasito por estes veiculados, uma vez que o capim é largamente usado em áreas rurais como alimento de animais e o eucalipto em grandes áreas de reflorestamento para fins comerciais.

REFERÊNCIAS

- AGRELA, I.; SANCHEZ, E.; GOMEZ, BEVERLY.; FELICIANGELI, M. D. Feeding behavior of *Lutzomyia pseudolongipalpis* (Diptera: Psychodidae), a putative vector of visceral leishmaniasis in Venezuela. **J. Med. Entomol.**, v. 39, p. 440-445, 2002.
- AGUIAR, G. M.; SCHUBACK, P. A.; VILELA, M. L.; AZEVEDO, A. C. R. Aspectos da Ecologia dos Flebótomos do Parque Nacional da Serra dos Órgãos, Rio de Janeiro. II – Distribuição vertical (Diptera, Psychodidae, Phlebotominae). **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 80, p. 187-194, 1985.
- ALENCAR, J. E. Profilaxia do calazar no Ceará, Brasil. **Revista do Instituto de Medicina Tropical de São Paulo**, v. 3, p. 175-180, 1961.
- ALESSI, C. A. C.; GALATI, E. A. B.; ALVES, J. R.; CORBETT, C. E. P. American cutaneous leishmaniasis in the Pontal of Paranapanema - SP, Brazil: ecological and entomological aspects. **Rev. Inst. Med. trop. S. Paulo**, v. 51, p. 277-282, 2009.
- ALEXANDER, J. B. Dispersal of phlebotomine sand flies (Diptera: Psychodidae) in a Colombian coffee plantation. **J. Med. Entomol.**, v. 24, p. 552-558, 1987.
- ALEXANDER, J. B.; YOUNG, D. G. Dispersal of phlebotomine sand flies (Diptera: Psychodidae) in a Colombian focus of *Leishmania (viannia) braziliensis*. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, Rio de Janeiro, V. 87, p. 397-403, 1992.
- ALEXANDER, B; FERRO, C; YOUNG, D. G; MORALES, A.; TESH, R. B. Ecology of Phlebotomine sand flies (Diptera: Psychodidae) in a focus of *Leishmania (Viannia) braziliensis* in Northern Colombia. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 87, p. 387-395, 1992.
- AMÓRA, S. S. A.; BEVILAQUA, C. M. L.; FEIJÓ, F. M. C.; SILVA, M. A.; PEREIRA, R. H. M. A.; SILVA, S. C.; ALVES, N. D.; FREIRE, F. A. M.; OLIVEIRA, D. M. Evaluation of the fungus *Beauveria bassiana* (Deuteromycotina: Hyphomycetes), a potential biological control agent of *Lutzomyia longipalpis* (Diptera, Psychodidae), **Biological Control**, v. 50, p.329-335, 2009.
- ANDRADE, M. S.; VALENÇA, H. F.; SILVA, A. L.; ALMEIDA, F. A.; ALMEIDA, E. L.; BRITO, M. E. F. Sandfly fauna in a military training área endemic for American tegumentary leishmaniasis in the Atlantic Rain Forest region of Pernambuco, Brazil. **Cad. Saúde Pública**, v. 21, p. 1761-1767, 2005.

AÑEZ, N.; NIEVES, E.; CARLOZA, D. The validity of the developmental pattern in the sandfly gut for classification of *Leishmania*. **Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene**, v. 83, p. 634-635, 1989.

ASHFORD, R. W. The leishmaniasis as emerging and reemerging zoonoses. **International Journal of Parasitology**, v. 30, p. 1269-1281, 2000.

AZEVEDO, A. C. R.; RANGEL, E. F.; COSTA, E. M.; DAVID, J.R.; VASCONCELOS, A. W.; LOPES, U. G. Natural infection of *L. (Nyssomyia) whitmani* (Antunes & Coutinho, 1939) by *Leishmania* of the *braziliensis* complex in Baturité, Ceará State, Northeastern Brazil. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 85, p. 251, 1990a.

AZEVEDO, A. C. R.; RANGEL, E. F.; QUEIROZ, R. G. *L. migonei* (França, 1920) naturally infected with peripylarian flagellates in Baturité, a focus of cutaneous leishmaniasis in Ceará State, Brazil. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 85, p. 479, 1990b.

AZEVEDO, A. C. R.; LUZ, S. L. B.; VILELA, M. L.; RANGEL, E. F. Studies on the sandfly fauna of Samuel ecological station, Porto Velho Municipality, Rondônia state, Brazil. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 88, p. 509-512, 1993.

AZEVEDO, A. C. R.; VILELA, M. L.; SOUZA, N. A.; COELHO, C. A. A.; BARBOSA, A. F.; FIRMO, A. L. S.; RANGEL, E. F. The sand fly fauna (Diptera: Psychodidae: Phlebotominae) of a focus cutaneous of leishmaniasis in Ilheus, state of Bahia, Brazil. **Memorias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 91, p. 75-79, 1996.

BALBINO, V. Q.; ANDRADE, M. S.; COUTINHO-ABREU, I.; SONODA, I. V.; MARCONDES, C. B.; SHAW, J. J.; BRANDÃO-FILHO, S. P. Sand flies (Diptera: Psychodidae) in Pernambuco State, northeastern Brazil: The presence of species incriminated as vectors of cutaneous leishmaniasis in the Amazon region. **Zootaxa**, v. 1078, p.25-32, 2005.

BASIMIKE, M.; MUTINGA, M. J.; KUMAR, R. Distribution of sandflies (Diptera: Psychodidae) in Three Vegetation Habitats in the Marigat Area, Baringo District, Kenya. **Journal of Medical Entomology**, v. 28, p. 330-333, 1991.

BECK, S.D. **Insect photoperiodism**. New York: Academic Press, 387p. 1980.

BERN, C.; MAGUIRE, J H.; ALVAR J. Complexities of Assessing Disease Burden Attributable to Leishmaniasis. **Neglected Tropical Diseases**, v. 313, p. 1-8, 2008.

BRANDÃO-FILHO, S. P.; BRITO, M. E. F.; MARTINS, C. A. P.; SOMMER, I. B.; VALENÇA, H. F.; ALMEIDA, F. A.; GOMES, J. Leishmaniose tegumentar americana em centro de treinamento militar localizado na Zona da Mata de Pernambuco, Brasil. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, v. 31, p. 575-578, 1998.

CABANILLAS, M. R. S.; CASTELLÓN, E. G., Distribution of sandflies (Diptera: Psychodidae) on tree-trunks in a non-flooded area of Ducke Forest Reserve, Manaus, Am, Brazil. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 94, p. 289-296, 1999a.

CAMERON, M. M.; MILLIGAN, P. J. M.; LIANOS-CUENTAS, A.; DAVIES, C. R. An association between phlebotomine sandflies and aphids in the Peruvian Andes. **Medical and Veterinary Entomology**, v. 9, p. 127-132, 1995a.

CAMERON, M. M.; PESSOA, F. A. C.; VASCONCELOS, A. W.; WARD, R. D. Sugar meal sources for the phlebotomine sandfly *Lutzomyia longipalpis* in Ceará State, Brazil. **Medical and Veterinary Entomology**, v. 9, p. 263-272, 1995b.

CAMPBELL-LENDRUM, D.; DUJARDIN, J. P.; MARTINEZ, E.; FELICIANGELI, M. D.; PEREZ, J. E. Domestic and peridomestic transmission of American cutaneous leishmaniasis: changing epidemiological patterns present new control opportunities. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 96, p. 159-162, 2001.

CARDOSO, P. G; SOUZA, M. B.; SANAVRIA, A.; MEIRA, A. M.; MERÓDIO, J. C. Flebotomos de áreas com ocorrências de casos humanos de leishmaniose tegumentar americana no Município de Seropédica, Estado do Rio de Janeiro. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, v. 42, p. 146-150, 2009.

CARRERA, M. **Insetos de interesse médico e veterinário**. Curitiba: EdUFPR, 1994.

CARVALHO, M. R.; LIMA, B. S.; MARINHO-JÚNIOR, J. F.; SILVA, F. J.; VALENÇA, H. F.; ALMEIDA, F. A.; SILVA, A. L.; BRANDÃO-FILHO, S. P. Phlebotomine sandfly species from an American visceral leishmaniasis area in the Northern Rainforest region of Pernambuco State, Brazil. **Cad. Saúde Pública**, v. 23, p. 1227-1232, 2007.

CAVALCANTE, R. R.; PEREIRA, M. H.; FREITAS, J. M.; GONTIJO, N. F. Ingestion of saliva during carbohydrate feeding by *Lutzomyia longipalpis* (Diptera: Psychodidae). **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 101, p. 85-87, 2006.

CESTARO, L. A.; SOARES, J.J. The arboreal layer of a lowland semideciduous (tabuleiro) forest fragment in Rio Grande do Norte, Brazil. **Mem. New York Bot. Gard.**, v. 100, p. 417-438, 2008.

CHAGAS, A. W. Criação de Flebótomos e transmissão experimental da leishmaniose visceral americana. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 35, p. 327-333, 1940.

CHAGAS, E.; CUNHA, A. M.; FERREIRA, L. C.; DEANE, L.; DEANE, G.; GUIMARÃES, F. N.; VON-PAUMGARTTEN, M. J.; SÁ, B. Leishmaniose visceral americana. (Relatório dos trabalhos realizados pela Comissão Encarregada do Estudo da Leishmaniose Visceral Americana em 1937). **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 33, p. 89-229, 1938.

CHANIOTIS, B. N. Sugar feeding behavior of *Lutzomyia trapidoi* (Diptera: Psychodidae) under experimental conditions. **Journal of Medical Entomology**, v. 11, p. 73-79, 1974.

COELHO, M. V.; CUNHA, A. S.; FALCÃO, A. R. Notas sobre um foco de calazar no sudoeste do Estado de Goiás. **Revista Brasileira de Malariologia e Doenças Tropicais**, v. 17, p. 143-148, 1965.

COMER, J. A.; BROWN, J. Use of hollow trees as diurnal resting shelter by *Lutzomyia shannoni* (Diptera, Psychodidae) on Ossabaw island, Georgia. **Environmental Entomology**, v. 22, p. 613-617, 1993.

CORN, J. L.; COMER, J. A.; ERICKSON, G. A.; NETTLES, V. F. Isolation of vesicular stomatitis virus New Jersey serotype from phlebotomine sand flies in Georgia. **Am. J. Trop. Med. Hyg.**, v. 42, p. 476-482, 1990.

COSTA, S. M.; CECHINEL, M.; BANDEIRA, V.; ZANNUNCIO, J. C.; LAINSON, R.; RANGEL, E. F. *Lutzomyia (Nyssomyia) whitmani* s.l. (Antunes & Coutinho, 1939) (Diptera: Psychodidae: Phlebotominae): geographical distribution and the epidemiology of American cutaneous leishmaniasis in Brazil – Mini-review. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, Rio de Janeiro, v. 102, p. 149-153, 2007.

DAVIES, C. R.; LLANOS-CUENTAS, E. A.; CAMPOS, P.; MONGE, J.; LEON, E.; CANALES, J. Spraying houses in the Peruvian Andes with lambda-cyhalothrin protects residents against cutaneous leishmaniasis. **Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene**, v. 94, p. 631-636, 2000.

DESJEUX, P. Leishmaniasis: current situation and new perspectives. **Comp Immunol Microbiol Infect Dis**, v. 27, p. 305-318, 2004.

DIAS-LIMA, A. G.; GUEDES, M. L. S.; SHERLOCK, I. A. Horizontal Stratification of the Sand Fly Fauna (Diptera: Psychodidae) in a Transitional Vegetation between Caatinga and Tropical Rain Forest, State of Bahia, Brazil. **Memorias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 98, p. 733-737, 2003.

FELICIANGELI, M. D.; DELGADO, O.; SUAREZ, B.; BRAVO, A. *Leishmania* and sand flies proximity to woodland as a risk factor for infection in a rural focus of visceral leishmaniasis in west central Venezuela. **Trop Med Int Health**, v. 11, p. 1785-1791, 2006.

FERRO, C.; CARDENAS, E.; CORREDOR, D.; MORALES, A.; MUNSTERMANN, L. E. Life cycle and fecundity analysis of *Lutzomyia shannoni* (Dyar) (Diptera: Psychodidae). **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 93, p. 195-199, 1998.

FORATTINI, O. P. **Entomologia Médica**. Psychodidae, Phlebotominae, Leishmanioses, Bartonelose. v.4. Ed. Edgard Blücher, São Paulo, 1973, 658p.

FRAIHA, H.; SHAW, J. J.; LAINSON, R. Phlebotominae Brasileiros II. *Psychodopygus wellcomei*, nova espécie antropófila de flebótomo do grupo *squamiventris*, do sul do estado do Pará, Brasil (Diptera: Psychodidae). **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 69, p. 489-500, 1971.

GOMES BRAZIL, B. **Aspectos morfológicos das glândulas salivares de *Lutzomyia (Lutzomyia) longipalpis* (Lutz & Neiva, 1912) (Diptera: Psychodidae: Phlebotominae) em diferentes tempos pós emergência e pós repasto**. 2000. 101f. Tese (Doutorado) – Instituto Oswaldo Cruz, Rio de Janeiro, 2000.

GOMES, A. C.; RABELLO, E. X.; SANTOS, J. L. F.; GALATI, E. A. B. Aspectos ecológicos da leishmaniose tegumentar americana. 1 – Estudo experimental da frequência de flebotomíneos em ecótopos artificiais com referência especial a *Os. intermedius*. **Revista de Saúde Pública**, São Paulo, v. 14, p. 540-556, 1980.

GOMES, L. H. M.; NERY, L. C. R.; PINHEIRO, F. G.; FREITAS, R. A.; FRANCO, A. M. R. Fauna de flebotomíneos (Diptera: Psychodidae: Phlebotominae) em terra firme e planície fluvial na área de influência do gasoduto Coari-Manaus, Amazonas, Brasil. **Acta Amazonica**, v. 39(1), p. 223-226, 2009.

GONTIJO, B. et al. The finding of one male specimen of *Lutzomyia renei* (Martins, Falcão & Silva, 1957) experimentally infected by *Leishmania*. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 82, p. 445, 1987.

GONTIJO, B.; CARVALHO, M. L. R. Leishmaniose tegumentar americana. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, v. 36, p. 71-80, 2003.

GRIMALDI, G.; TESH, R. B.; MCMAHON-PRATT, D. A review on the geographic distribution and epidemiology of Leishmaniasis in the New World. **Am J Trop Med Hyg.**, v. 41, p. 687-725, 1989.

IBGE. **Parnamirim, RN – Estimativa da População 2009**. Disponível em: <<http://www.ibge.gov.br/cidadesat/topwindow.htm?1>>. Acesso em: 15 nov. 2009.

JACOBSON, R. L.; SCHLEIN, Y.; EISENBERGER, C. L. The biological function of sand fly and *Leishmania* glycosidases. **Med Microbiol Immunol**. 190:51-55, 2001.

KILLICK-KENDRICK, R.; KILLICK-KENDRICK, M. Honeydew of aphids as a source of sugar for *Phlebotomus ariasi*. **Medical and Veterinary Entomology**, v. 1, p. 297-302, 1987.

KILLICK-KENDRICK, R. The life-cycle of *Leishmania* in the sandfly with special reference to the form infective to the vertebrate host. **Ann Parasitol Hum Comp**, v. 65(1), p. 37-42, 1990.

KUMAR, V.; KISHORE, K. A preliminary observation on larval diapause of *Phlebotomus argenteipes* (Diptera, Psychodidae). **J Comm Dis.**, v. 23, p. 165-166, 1991.

LA BIBLIOQUITECA. Leishmaniasis. Disponível em: <<http://doctorquico.wordpress.com/2008/03/21/leishmaniasis/>>. Acesso em: 12 jan. 2010.

LACERDA, M. M. The Brazilian leishmaniasis control program. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 89, p. 489-495, 1994.

LAINSON, R. The American leishmaniasis: some observations on their ecology and epidemiology. **Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene**, v. 77, p. 569-596, 1983.

LAINSON, R. Demographic changes and their influence on the epidemiology of the American leishmaniasis. **CRC Press**, p. 85-106, 1989.

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

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**, v. 100, p. 811-827, 2005.

LAINSON, R.; SHAW, J. J.; LINS, Z. C. Leishmaniasis in Brazil IV. The fox, *Cerdocyon thous* (L.) as a reservoir of *Leishmania donovani* in Para state, Brazil. **Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene**, v. 63, p. 741–745, 1969.

LAINSON, R.; SHAW, J. J. The role of animals in the epidemiology of South American Leishmaniasis. In: LUMSDEN W. H. R.; EVANS, D. A. (eds). *The Biology of the Kinetoplastida*. **Academic Press London**, v. 2, p. 1-116, 1979.

LAINSON, R.; SHAW, J. J. New World Leishmaniasis – the neotropical *Leishmania* species. In: Topley and Wilson's Collier, L.; BALLOWS, A.; SUSSMAN, M. (Eds.) **Microbiology and Microbial Infections**. p. 241-266, 1998.

LAINSON, R.; SHAW, J. J.; WARD, R. D.; FRAIHA, H. Leishmaniasis in Brazil: IX Considerations on the *Leishmania brasiliensis* complex: Importance of the genus *Psychodopygus* Mangabeira in the transmission of *L. brasiliensis brasiliensis* in north Brazil. **Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene**, v. 67, p. 184-196, 1973.

LAINSON, R.; WARD, R. D.; SHAW, J. J. Experimental transmission of *Leishmania chagasi*, causative agent of neotropical visceral leishmaniasis, by the sandfly *Lutzomyia longipalpis*. **Nature**, v. 266, p. 628-630, 1977.

LAWYER, P. G.; YOUNG, D. G. Experimental transmission of *Leishmania mexicana* to hamsters by bites of phlebotomine sand flies (Diptera: Psychodidae) from the United States. **J. Med. Entomol.**, v. 24, p. 458-462, 1987.

LERNER, E. A.; SHOEMAKER, C. B. Maxadilan. Cloning and functional expression of the gene encoding this potent vasodilator peptide. **Journal of Biological Chemistry**, v. 267, p. 1062-1066, 1992.

LEWIS, D. J. Internal structure of some Central American Phlebotomine sandflies. **Annals of Tropical Medicine and Parasitology**, v. 59, p. 375-385, 1965.

LEWIS, D. J.; DOMONEY, C. R. Sugar meals in Phlebotominae and Simuliidae. **Proceedings of the Royal Entomological Society of London**, v. 1, p. 175-179, 1966.

MACVICKER, J. A. K.; MOORE, J. S.; MOLYNEUX, D. H.; MAROLI, M. Honeydew sugars in wild-caught Italian phlebotomine sandflies (Diptera: Psychodidae) as detected by high performance liquid chromatography. **Bull. Entomol. Res.**, v. 80, p. 339-344, 1990.

MARZOCHI, M. C. A. Leishmanioses no Brasil: as leishmanioses tegumentares. **Journal Brasileiro de Medicina**, v. 63, p. 82-104, 1992.

MARZOCHI, M. C. A.; MARZOCHI, K. B. F. Tegumentary and Visceral Leishmaniasis in Brazil - emerging Anthroponosis and possibilities for their control. **Cadernos de Saúde Pública**, v. 10, p. 359-375, 1994.

MAURICIO, I. L.; STOTHARD, J. R.; MILES, M. A. The strange case of *Leishmania chagasi*. **Parasitol Today**, v. 16, p. 188-189, 2000.

MEMMOTT, J. Sandfly distribution and abundance in a tropical rain Forest. **Medical and Veterinary Entomology**, v. 5, p. 403-411, 1991.

MEU BRAZIL. **Mapa do Brasil**. Disponível em: <www.meubrazil.com/fotos%20do%20brasil.htm>. Acesso em: 13 nov. 2009.

MODABBER, F.; BUFFET, P. A.; TORRELE, E.; MILON, G.; CROFT, S. L. Consultative meeting to develop a strategy for treatment of cutaneous leishmaniasis. Institute Pasteur, Paris. 13–15 June, 2006. **Kinetoplastid Biol Dis.**, v. 6, p. 3, 2007.

MOORE, J. S.; KELLY, T. B.; KILLICK-KENDRICK, R.; KILLICK-KENDRICK, M.; WALLBANKS, K. R.; MOLYNEUX, D. H. Honeydew sugar in wild-caught *Phlebotomus ariasi* detected by high performance liquid chromatography (HPLC) and gas chromatography. **Med. Vet. Entomol.**, v. 1, p. 427-434, 1987.

MORRISON A. C.; FERRO, C.; MORALES, A.; TESH, R. B.; WILSON, M. L. Dispersal of the sand fly *Lutzomyia longipalpis* (Diptera: Psychodidae) at an endemic focus of visceral leishmaniasis in Colombia. **J Med Entomol.**, v. 30, p. 427-35, 1993.

MORTON, I. E.; BRAZIL, R. P.; WARD, R. D.; VASCONCELOS, A. W. The presence of fructose in wild-caught *Lutzomyia longipalpis* (Diptera: Psychodidae). **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 86, p. 125-126, 1991.

NASCIMENTO, M. D. S. B.; SOUZA, E. C.; SILVA, L. M.; LEAL, P. C.; CANTANHEDE, K. L.; BEZERRA, G. F. B.; VIANA, G. M. C. Prevalência de infecção por *Leishmania chagasi* utilizando os métodos de ELISA (rK39 e CRUDE) e intradermorreação de Montenegro em área endêmica do Maranhão, Brasil. **Cad. Saúde Pública**, Rio de Janeiro, v. 21, p. 1801-1807, 2005.

NEWSTEAD, R. Notes on Phlebotomus with description of new species. Part II. **Bull. Ent. Res.**, v. 5, p. 188-190, 1914.

OLIVEIRA, A. C.; BATISTA, S. M.; FALCÃO, A. L. Calazar em Minas Gerais. Revisão dos dados epidemiológicos obtidos até 1958. **Hospital**, v. 56, p. 625-643, 1959.

PATZ, J. A.; GRACZYK, T. K.; GELLER, N.; VITTOR, A. Y. Effects of environmental change on emerging parasitic diseases. **Int. J. Parasitol.**, v. 30, p. 1395-1405, 2000.

PESSOA, S. B.; COUTINHO, J. O. Infecção natural e experimental dos flebótomos pela *Leishmania braziliensis*, no Estado de São Paulo. **Hospital**, v. 20, p. 25-35, 1941.

PESSOA, S. B.; PESTANA, B. R. Infecção natural de *L. migonei* por formas em leptomonas provavelmente da *L. braziliensis*. **Acta méd.**, Rio de Janeiro, v. 5, p. 106-111, 1940.

PIFANO, C. F.; ROMERO, M. J. Comprobación de um nuevo foco de leishmaniasis em Venezuela, Valle de Cumanacoa, Edo. Sucre. **Gaceta Médica de Caracas**, v. 72, p. 473-479, 1964.

PITA-PEREIRA, D.; ALVES, C. R.; SOUZA, M. B.; BRAZIL, R.P.; BERTHO, A. L.; BARBOSA, A. F.; BRITTO, C. C. Identification of naturally infected *Lutzomyia migonei* with *Leishmania (Viannia) braziliensis* in Rio de Janeiro (Brazil) revealed by a PCR multiplex non-isotopic hybridisation assay. **Transaction of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene**, v. 99, p. 905-913, 2005.

POYSTI, N. J.; LOEWEN, E. D. M.; WANG, Z.; ORESNIK, I. J. *Sinorhizobium meliloti* pSymB carries genes necessary for arabinose transport and catabolism. **Microbiology**, v. 153, p. 727-736, 2007.

PREFEITURA MUNICIPAL DE PARNAMIRIM - **Estatísticas e Mapas**. Disponível em: <<http://www.parnamirim.rn.gov.br/estatisticasemapas>>. Acesso em: 8 nov. 2009.

QUEIROZ, R. G. et al. Cutaneous leishmaniasis in Ceará State in Northeastern Brazil: incrimination of *Lutzomyia whitmani* (Diptera: Psychodidae) as vector of *Leishmania braziliensis* in Baturité municipality. **American Journal of Tropical Medicine and Hygiene**, v. 50, p. 693-698, 1994.

RANGEL, E. F. et al. Flebótomos de Vargem Grande, foco de leishmaniose tegumentar no Estado do Rio de Janeiro. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 81, p. 347-349, 1986.

RANGEL, E. F.; et al. Studies on sand fly fauna (Diptera: Psychodidae: Phlebotominae) in a focus of cutaneous leishmaniasis in Mesquita, Rio de Janeiro State, Brazil. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 85, p. 39-45, 1990.

RANGEL, E. F.; LAINSON, R. (Orgs.) **Flebotomíneos do Brasil**. Rio de Janeiro: Editora Fiocruz, 2003.

READY, P. D.; RIBEIRO, A. L.; LAINSON, R.; ALENCAR, J. E.; SHAW, J. J. Presence of *Psychodopygus wellcomei* (Diptera: Psychodidae), a proven vector of *Leishmania braziliensis*, in Ceará State. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 78, p. 235-236, 1983.

READY, P. D.; RIBEIRO, A. L.; LAINSON, R.; ALENCAR, J. E.; SHAW, J. J. The ecology of *Lutzomyia umbratilis* Ward & Fraiha, 1977 (Diptera: Psychodidae) the major vector to man of *Leishmania braziliensis guyanensis* Northeast Amazonian in Brazil. **Bulletin of Entomological Research**, v. 76, p. 21-40, 1986.

READY, P. D.; RIBEIRO, A. L.; LAINSON, R.; ALENCAR, J. E.; SHAW, J.; J. Presence of *Psychodopygus wellcomei* (Diptera: Psychodidae), a proven vector of *Leishmania braziliensis braziliensis*, in Ceará State. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 78, p. 235-236, 1983.

REBÊLO, J. M. M.; ARAÚJO, J. A. C.; CARVALHO, M. L.; BARROS, V. L. L.; SILVA, F. S.; OLIVEIRA, S. T. Flebótomos (Diptera:Phlebotominae) da Ilha de São Luis, Zona do Golfão Maranhense, Brasil. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, v. 32, p. 247-253, 1999.

REBÊLO, J. M. M.; OLIVEIRA, S. T.; BARROS, V. L. L.; SILVA, F. S.; COSTA, J. M. L.; FERREIRA, L. A.; SILVA, A. R. Phlebotominae (Díptera:Psychodidae) de Lagoas, município de Buriticupu, Amazônia Maranhense. I – Riqueza e abundancia relativa das espécies em área de colonização recente. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, v. 33, p. 11-19, 2000.

REITHINGER, R.; DUJARDIN, J. C.; LOUZIR, H.; PIRMEZ, C.; ALEXANDER, B. Cutaneous leishmaniasis. **Lancet Infect Dis.**, v. 7, p. 581-596, 2007.

RIBEIRO, J. M. Blood-feeding arthropods: live syringes or invertebrate pharmacologists? **Infect Agents Dis.**, v. 4, p. 143-152, 1995.

RIBEIRO, J. M.; FRANCISCHETTI, I. M. Role of arthropod saliva in blood feeding: Sialome and post-sialome perspectives. **Annual Review of Entomology**, v. 48, p. 73-88, 2003.

RIBEIRO, J. M.; VACHEREAU, A.; MODI, G. B.; TESH, R. B. A novel vasodilatory peptide from the salivary glands of the sand fly *Lutzomyia longipalpis*. **Science**, v. 243, p. 212-214, 1989.

RODRIGUEZ, T. V.; GONZALES, J. V.; SANCHEZ, L. M.; PEREZ, M. N.; FAZ, E. M. Detection and determination of chemical groups in an extract of *Allophylus cominia* (L.). **J Herb Pharmacother**, v. 5, p. 31-8, 2005.

ROHOUSOVA, I.; OZENSOY, S. Detection of species-specific antibody response of humans and mice bitten by sand flies. **Parasitology**, v. 130, p. 493-499, 2005.

RYAN, L.; LAINSON, R.; SHAW, J. J.; FRAIHA-NETO, H. Ecologia de flebotômíneos (Diptera: Psychodidae: Phlebotominae) na Região Amazônica. In: Ministério da Saúde, Fundação Serviços de Saúde Pública. **Instituto Evandro Chagas, 50 anos de contribuição às ciências biológicas e à medicina tropical**. v. 1, 1986.

RYAN, L. et al. The importance of rapid diagnosis of new cases of cutaneous leishmaniasis in pinpointing the sand fly vector. **Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene**, v. 84, p. 786, 1990.

RYAN, L.; LAINSON, R.; SHAW, J.J. Leishmaniasis in Brazil. XXIV. Natural flagellate infections of sandflies (Diptera: Psychodidae) in Pará State, with particular reference to the role of *Psychodopygus wellcomei* as the vector of *Leishmania braziliensis* in the Serra do Carajás. **Trans. of Royal Society of the Tropical Medicine and Hygiene**, v. 81, p. 353-359, 1987.

SACKS, D. L. Metacyclogenesis in *Leishmania* promastigotes. **Exp Parasitol**, v. 69, p. 100-103, 1989.

SAFYANOVA, V. M. Laboratory Cultivation of Sandflies (Diptera: Phlebotominae). **Bull. Wld Hlth Org**. v. 31, p. 573-576, 1964.

SALOMÓN, O. D.; QUINTANAB, M. G.; BEZZIC, G.; MORÁNC, M. L.; BETBEDERC, E.; VALDÉZ D. V. *Lutzomyia migonei* as putative vector of visceral leishmaniasis in La Banda, Argentina. **Acta Tropica**, v. 113, p. 84-87, 2009.

SANTOS, J. B.; LAUAND, L.; SOUZA, G. S.; MACÊDO, V.O. Fatores sócio-econômicos e atitudes em relação à prevenção domiciliar da leishmaniose tegumentar americana, em uma área endêmica do sul da Bahia, Brasil. **Cad. Saúde Pública**, Rio de Janeiro, v. 16, p. 701-708, 2000.

SANTOS, S. O. et al. Incrimination of *Lutzomyia cruzi* as a vector of American visceral leishmaniasis. **Medical and Veterinary Entomology**, v. 12, p. 315-317, 1998.

SCHÄDEL, C.; BLÖCHL, A.; RICHTER, A.; HOCH, G. Quantification and monosaccharide composition of hemicelluloses from different plant functional types. **Plant Physiology and Biochemistry**, 1–8, 2009.

SCHLEIN, Y.; JACOBSON, R. Mortality of *Leishmania major* in *Phlebotomus papatasi* caused by plant feeding of the sand flies. **American Journal of Tropical Medicine and Hygiene**, v. 50, p. 20-27, 1994.

SCHLEIN, Y.; JACOBSON R. Sugar meals and longevity of the sandfly *Phlebotomus papatasi* in an arid focus of *Leishmania major* in the Jordan Valley. **Med Vet Entomol.**, v. 13, p. 65-71, 1999.

SCHLEIN, Y.; MÜLLER, G. Assessment of plant tissue feeding by sand flies (Diptera: Psychodidae) and mosquitoes (Diptera: Culicidae). **Journal of Medical Entomology**, v. 32, p. 882-887, 1995.

SCHLEIN, Y.; WARBURG, A. Phytophagy and the feeding cycle of *Phlebotomus papatasi* (Diptera: Psychodidae) under experimental conditions. **Journal of Medical Entomology**, v. 23, p. 11-15, 1986.

SECRETARIA DE VIGILÂNCIA EM SAÚDE. DEVEP/SVS/MS. **Letalidade de Leishmaniose**. Disponível em: <http://portal.saude.gov.br/portal/arquivos/pdf/LETALIDADE_LV.pdf>. Acesso em: 12 set. 2009.

SEPLAN. **Mapa do Rio Grande do Norte**. Disponível em: <<http://www.seplan.rn.gov.br/Conferencia/MapaRNPretoeBranco.jpg>>. Acesso em: 11 nov. 2009.

SHAW, J. J.; LAINSON, R. Ecology and epidemiology: New World. In: PETERS, W.; KILLICK-KENDRICK, R. (eds.). *The Leishmaniasis in Biology and Medicine*. **Academic Press London**, v. 1, p. 291-363, 1987.

SHAW, J. J. et al. Cutaneous leishmaniasis of man due to *Leishmania (Viannia) shawi* Lainson, de Souza, Póvoa, Ishikawa & Silveira in Pará State, Brazil. **Annales de Parasitologie Humaine et Comparee**, v. 66, p. 243-246, 1991.

SHERLOCK, I. A. Ecological interactions of visceral leishmaniasis in the State of Bahia, Brazil. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 91, p. 671-683, 1996.

SILVA, D. F.; VASCONCELOS, S. D. Flebotomíneos em fragmentos de Mata Atlântica na Região Metropolitana do Recife, PE. **Rev. Soc. Bras. Med. Trop.**, v. 38, p. 264-266, 2005.

SMITH, F. A. A Laboratory Investigation of the Percent of Hatch and Diapause in the Salt Marsh Mosquito *Aedes taeniorhynchus*, **Beta Beta Biological Society**, v. 58, n. 4, 1987.

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

SOUZA, N. et al. Carbohydrates in wild caught *Lutzomyia intermédia* (Lutz & Neiva, 1912) (Diptera: Psychodidae: Phlebotominae) as detected by high performance liquid chromatography. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 87, p. 208, 1992.

STEFANO, E.; ARAÚJO, W. P.; PASSOS, E. C.; PITUCO, E. M. Revisão Bibliográfica - Estomatite Vesicular. **Arq. Inst. Biol. São Paulo**, v. 69, p. 127-133, 2002.

SUAPESQUISA.COM. **Mapa do Brasil**. Disponível em: <www.suapesquisa.com/mapas/mp-brasil.jpg>. Acesso em: 9 nov. 2009.

TAUBER, M. J.; TAUBER, C. A.; MASAKI, S. **Seasonal adaptations of insects**. New York, Oxford University Press, 411p. 1986.

TEODORO, U.; ALBERTON, D.; KÜHL, J. B.; SANTOS, E. S.; SANTOS, D. R.; SANTOS, A. R.; OLIVEIRA, O.; SILVEIRA, T. G. V.; LONARDONI, M. V. C. Ecologia de *Lutzomyia* (*Nyssomyia*) *whitmani* em área urbana do município de Maringá, Paraná. **Rev. Saúde Pública**, v. 37 n.5, 2003.

TRAVI, B. L. et al. *Lutzomyia evansi*, an alternative vector of *Leishmania chagasi* in a Colombian focus of visceral leishmaniasis. **Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene**, v. 84, p. 676-677, 1990.

TRAVI, B. L. et al. Bionomics of *Lutzomyia evansi* (Diptera: Psychodidae), vector of visceral leishmaniasis in northern Colombia. **Journal of Medical Entomology**, v. 33, p. 278-285, 1996.

TRAVI, B. L.; FERRO, C.; CADENA, H.; MONTROYA-LERMA, J.; ADLER, G. H. Canine visceral leishmaniasis: dog infectivity to sand flies from non-endemic areas. **Research in Veterinary Sciences**, v. 72, p. 83-86, 2002.

TROUILLET, J.; VATTIER-BERNARD, G. Cycle annuel de *Sergentomyia hamoni* (Abonnenc, 1958) (Diptera, Phlebotomidae) en République populaire du Congo. **Ann Parasitol Hum Comp**, v. 54, p. 665–672, 1979.

VALE, E. C. S.; FURTADO, T. Leishmaniose tegumentar no Brasil: revisão histórica da origem, expansão e etiologia. **An Bras Dermatol.**, v. 80, p. 421-8, 2005.

VALLES, L. E. T.; DÍAZ, A.; RODRÍGUEZ, R.; URDANETA, R. Características biológicas de *Lutzomyia pseudolongipalpis* (diptera: psychodidae), posible vector de leishmaniasis visceral en la población de La Rinconada estado Lara. **Bol. med. postgrado**, v. 19, p. 235-238, oct.-dic. 2003.

VEXENAT, J. A.; BARRETO, A. C.; CUBA, C. A. C.; MARSDEN P. D. Características epidemiológicas da leishmaniose tegumentar americana em uma região endêmica do estado da Bahia. III. Fauna flebotomínica. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 81, p. 293-301, 1986.

VOLF, P.; HOSTOMSKA, J. Molecular crosstalks in *Leishmania*-sandfly-host relationships. **Parasite**, v. 15, p. 237-43, 2008.

WALLBANKS, K. R.; MOORE, J. S.; BENNET, L. R.; SOREN, R.; MOLYNEUX, D. H.; CARLIN, J. M.; PEREZ, J. E. Aphid-derived sugars in the Neotropical sandfly *Lutzomyia peruensis*. **Trop. Med. Parasitol.** v. 42, p. 60-62, 1991.

WALTERS, L. L.; MODI, G. B. Ultrastructural development of *Leishmania chagasi* in its vector, *Lutzomyia longipalpis* (Diptera: Psychodidae). **Am J Trop Med Hyg.**, v. 41, p. 295-317, 1989.

WARD, R. D. Some observations on the biology and morphology of the immature stages of *Psychodopygus wellcomei* Fraiha, Shaw and Lainson, 1971: (Diptera: psychodidae). **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 70 n.1, 1972.

WARD, R. D. Leishmaniasis in Brazil: VIII. Observations on the Phlebotominae fauna of an area highly endemic for cutaneous leishmaniasis, in the Serra dos Carajás, Pará State. **Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene**, v. 67, p. 174-183, 1973.

XIMENES, M. F. F. M.; SOUZA, M. F.; CASTELLON, E. G. Density of flies (Diptera: Psychodidae) in domestic and wild animal shelters in area of visceral leishmaniasis in the State of Rio Grande do Norte, Brazil. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 94, p. 427-432, 1999.

XIMENES, M. F. F. M.; CASTELLON, E.G.; SOUZA, M. F.; FREITAS, R. A.; PEARSON, R. D.; WILSON, M. E.; JERÔNIMO, S. M. B. Distribution of phlebotomine sand flies (Diptera: Psychodidae) in the state of Rio Grande do Norte, Brazil. **J. Med. Entomol.** v. 37, p. 162-169, 2000.

XIMENES, M. F. F. M.; CASTELLON, E. G.; SOUZA, M. F.; MENEZES, A. A. L.; QUEIROZ, J. W.; SILVA, V. P. M.; JERÔNIMO, S. M. B. Effect of abiotic factors on seasonal population dynamics of *Lutzomyia longipalpis* (Diptera: Psychodidae) in Northeastern Brazil. **J. Med. Entomol.** v. 43, p. 990-995, 2006.

XIMENES, M. F. F. M.; SILVA, V. P. M.; QUEIROZ, P. V. S.; REGO, M. M.; CORTEZ, A. M.; BATISTA, L. M. M.; MEDEIROS, A. S.; JERONIMIO, S. M. B. Flebotomíneos (Diptera: Psychodidae) e Leishmanioses no Rio Grande do Norte, Nordeste do Brasil - Reflexos do Ambiente Antrópico. **Neotropical Entomology**, v. 36, p. 128-137, 2007.

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**, v. 54, 881p., 1994.