



Ministério da Saúde
FIOCRUZ
Fundação Oswaldo Cruz
Instituto Oswaldo Cruz
Curso de Especialização em Entomologia médica

Aspectos de flebotomíneos (Diptera, Psychodidae) no município de
Tocantinópolis, Estado do Tocantins, Brasil

LETÍCIA CARDEAL DE SOUZA

Orientadora: Dra. Júlia dos Santos Silva
Coorientador: Dr. Maurício Luiz Vilela

Rio de Janeiro
2016

LETÍCIA CARDEAL DE SOUZA

Aspectos de flebotomíneos (Diptera, Psychodidae) no município de
Tocantinópolis, Estado do Tocantins, Brasil

Monografia submetida como requisito
parcial para obtenção do grau de
especialista em Entomologia Médica,
Curso de Especialização em Entomologia
Médica, pelo Instituto Oswaldo
Cruz/FIOCRUZ.

Rio de Janeiro

19/07/2016

Assinatura do Aluno

Assinatura do Orientador

Assinatura do 2º Orientador

Dedico a meus pais e aos homens
que pensam num futuro melhor para
toda a humanidade.

AGRADECIMENTOS

Aos meus pais Lúcia Regina Cardeal de Souza e José Luiz Santos de Souza, por tudo que sempre fazem por mim, pelo apoio incondicional, pela confiança e amor.

A Dra. Jacenir Reis dos Santos Mallet e Dra. Elizabeth Ferreira Rangel, responsáveis pela oportunidade em integrar ao Laboratório Interdisciplinar de Vigilância Entomológica em Díptera e Hemiptera (LIVEDIH/IOC/FIOCRUZ) e pelo aprendizado.

Ao Dr. Rubens Pinto de Mello, Dr. Anthony Érico Guimarães, coordenadores do Curso de Especialização em Entomologia Médica e todos os professores, por ensinar, compartilhar e aperfeiçoar os conhecimentos de Entomologia e Acarologia para os futuros novos entomologistas.

Aos meus orientadores Dra. Júlia dos Santos Silva e Dr. Maurício Luiz Vilela pelos sábios conselhos, pelo apoio e paciência na construção deste trabalho.

Aos colegas do Laboratório Interdisciplinar de Díptera e Hemiptera (LIVEDIH), em especial ao Filipe Souza e Antônio Luís, por serem sempre prestativos e preocupados em ajudar nos momentos de dificuldades.

Aos colegas Viviane Marques, Valdir Lamas, Luiz Eduardo, Ricardo Jules e Fernanda Morone do curso de Especialização em Entomologia Médica 2013, pelos grandes momentos diários de aprendizado.

Aos profissionais do Centro de Controle de Zoonoses de Tocantinópolis – TO.

“Educai as crianças e não será preciso punir os homens”

(Pitágoras)

RESUMO

As leishmanioses no Brasil são consideradas doenças emergentes e representam um sério problema de saúde pública. Nos últimos anos, o Estado do Tocantins tem apresentado elevados índices desta doença, tanto na forma tegumentar como a visceral. Entretanto nesta região, ainda são escassas as informações sobre as espécies de flebotomíneos e sua participação nos ciclos de transmissão. O presente estudo teve como objetivo a realização de um levantamento da fauna flebotomínica de Tocantinópolis, município classificado como de transmissão intensa para leishmaniose visceral, segundo os critérios propostos pela Secretária de Vigilância em Saúde. Realizou-se coletas mensais com armadilhas CDC, durante o período de 28 meses, em três estações de monitoramento (EMs), sendo coletados 1.034 flebotomíneos. Foram analisadas a abundância das espécies em três áreas do município: a zona rural, urbana e a periurbana e detectadas quatro espécies vetoras de agentes etiológicos leishmanioses. *Lutzomyia (Lutzomyia) longipalpis* apresentou maior distribuição na zona urbana e periurbana, enquanto *Psychodopygus complexus* teve maior representação na zona rural. Segundo o índice de abundância (SISA) calculado para a zona rural, urbana e periurbana, as cinco espécies mais abundantes foram: *Lu. longipalpis*; *Sciopemyia sordellii*; *Psychodopygus complexus*; *Evandromyia (Barrettomyia) sallesi*; *Psathyromyia (Psathyromyia) série shannoni*. As espécies apontadas como as principais participantes dos ciclos de transmissão de leishmaniose tegumentar e visceral foram *Lu. longipalpis* e *Ny. whitmani*, respectivamente. O estudo sugere a participação de *Ny. whitmani* no ciclo de transmissão de LTA e ainda se reforça o papel de *Lu. longipalpis* como vetor do agente de LVA no município de Tocantinópolis.

Palavras-chave: Leishmanioses, Phlebotominae, fatores climáticos, diversidades, vetores.

ABSTRACT

Leishmaniasis in Brazil are considered emerging diseases and represent a public health problem. In the past few years, Tocantins State has been presenting high levels of leishmaniasis, of both cutaneous and visceral forms. Despite this fact, available information about the phlebotomine sandflies involved on the transmission cycles of the disease is still scarce. The objective of the present study was to carry out an entomological survey in Tocantinópolis, municipality whose rates of transmission of visceral leishmaniasis are high, according to the criteria proposed by the Health Surveillance Secretariat. Captures were conducted monthly using CDC light traps, during twenty eight months in three monitoring stations (EM's), 1.034 collected sandflies. The species abundance was analyzed in three area of the municipality: rural, urban areas and periurban, and four vector species of phlebotomines were detected. *Lutzomyia (Lutzomyia) longipalpis* showed a higher distribution in the urban and periurban area while *Psychodopygus complexus*, was more representative in the rural area. According to the standardized index of species abundance (SISA), the most abundant species at the rural, urban and periurban areas were: *Lu. Longipalpis*; *Sciopemyia sordellii*; *Psychodopygus complexa*; *Evandromyia (Barrettomyia) sallesi*; *Psathyromyia (Psathyromyia) shannoni series*; The species suggested as main vectors for visceral leishmaniasis and cutaneous leishmaniasis were *Lu. longipalpis* and *Ny. whitmani*, respectively. The participation of *Ny. whitmani* in the ACL transmission cycle is suggested and the the role of *Lu. longipalpis* as a AVL vector in the municipality of Tocantinópolis is confirmed.

SUMÁRIO

1 – INTRODUÇÃO	9
1.1 – Leishmanioses.....	9
1.2 – Transmissores de Leishmanioses.....	10
1.3 – Biologia dos Flebotomíneos.....	12
1.4 – Transmissão das Leishmanioses e Formas Clínicas.....	14
1.5 - Leishmanioses no Mundo.....	16
1.6 - Leishmanioses no Brasil.....	16
1.7- Leishmanioses no Estado do Tocantins.....	19
2 – OBJETIVOS	22
2.1 – Objetivo Geral.....	22
2.2 – Objetivos Específicos.....	22
3 – METODOLOGIA	23
3.1 – Área de Estudo.....	23
3.2 - Estações de Monitoramento de Flebotomíneos.....	25
3.3 – Coleta e Processamento dos Flebotomíneos.....	32
3.3.1 – Procedimentos no Campo.....	32
3.3.2 – Procedimentos no Laboratório.....	34
3.4 - Análise Estatística dos Dados.....	38
4 – RESULTADOS	40
4.1 Levantamento dos Dados.....	40
4.2 Abundância e Diversidade.....	41
4.3 Frequência Sazonal dos Flebotomíneos.....	48
5 – DISCUSSÃO	54
6 – CONCLUSÃO	60
REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	61

1. INTRODUÇÃO

1.1 Leishmanioses

As leishmanioses encontram-se entre as seis mais importantes doenças parasitárias do mundo, sendo classificadas como doenças negligenciadas (BRASIL, 2013) e constituem graves problemas de Saúde Pública, acometendo homens, mulheres e crianças. Cerca de 350 milhões de pessoas estão expostas a infecção das leishmanioses, com registro aproximado de dois milhões de novos casos estimados anualmente (WHO, 2010).

São doenças causadas por protozoários flagelados, digenéticos e heteroxênicos do gênero *Leishmania* Ross 1903, pertencentes à ordem Kinetoplastida e família Trypanosomatidae (GALATI, 2003). A *Leishmania* é um parasito intracelular obrigatório, com duas formas principais: amastigota, no hospedeiro vertebrado e promastigota, nas células do sistema fagocítico mononuclear e nos invertebrados (flebotomíneos) (Figura 1) (WALTERS, 1993; GRIMALDI et al., 1989).

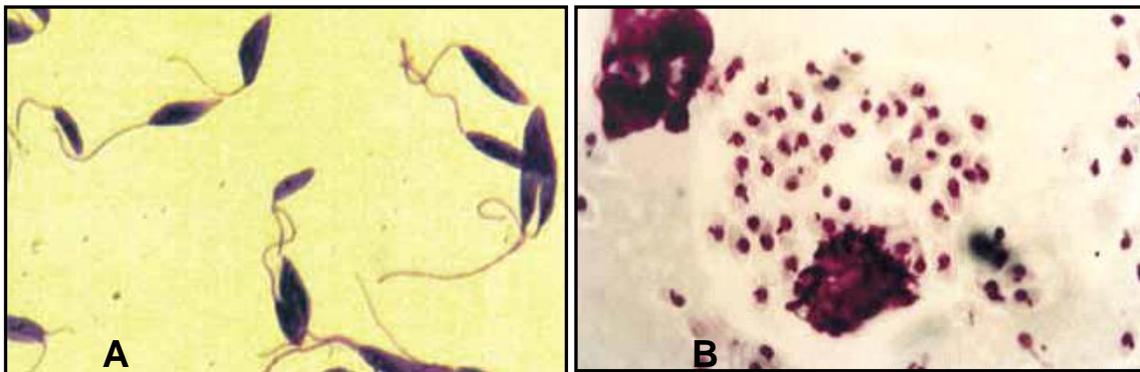


Figura 1: *Leishmania*, protozoário causador das leishmanioses. A – Forma promastigota do protozoário. B – Forma amastigota do protozoário. Fonte: Manual de Vigilância da Leishmaniose Tegumentar Americana, 2007.

O gênero *Leishmania* é dividido taxonomicamente em dois subgêneros: *Leishmania* (SAF´JANOVA, 1982) que engloba as espécies do Velho e Novo Mundo e *Viannia* (LAINSON E SHAW, 1987), de espécies encontradas somente no Novo Mundo. As leishmanioses, no Novo Mundo, estão classificadas em Leishmaniose Tegumentar Americana (LTA), com manifestações clínicas cutânea, mucosa e nodular; e Leishmaniose Visceral

Americana (LVA), que causa comprometimento do fígado, baço, medula óssea e dos tecidos linfóides, podendo progredir para um quadro bastante grave e, se não tratada de forma adequada e precocemente, pode levar o paciente à morte (BRASIL, 2013).

Os mecanismos de reprodução em *Leishmania* não são bem definidos. A divisão binária dos organismos (seja no interior do inseto ou em macrófagos) é o mecanismo essencial de sua propagação em natureza. Além de mutações evolutivas que os parasitos sofrem durante as interações com os hospedeiros (LAINSON & SHAW 1987, TIBAYRENC et al. 1990), vários outros processos de trocas entre os organismos são também considerados para explicar a diversidade genética observada em *Leishmania* (CUPOLILLO et al., 1997). Os reservatórios das espécies de leishmânias são, principalmente, mamíferos silvestres pertencentes às ordens: Carnívora, Rodentia, Didelphimorphia, Primata e Artiodactyla (BRASIL, 2013, 2014). Estes mamíferos participam do ciclo primário de transmissão, servindo como fonte de infecção para flebotomíneos e mantendo assim o ciclo silvestre (LAINSON & SHAW, 1998). Contudo, sugere-se que alguns animais domésticos (cães e equinos), em determinadas situações, sejam responsáveis pela manutenção dos ciclos peridomésticos e urbano, onde as espécies de flebotomíneos vetores estariam adaptadas ao ambiente domiciliar e/ou peridomiciliar (RANGEL et al., 1990; BRASIL, 2014).

1.2 Transmissores de Leishmanioses

O vetor do agente patogênico das leishmanioses é o flebotomíneo (Figura 2), díptero da família Psychodidae e subfamília Phlebotominae, gêneros *Lutzomyia* no Continente Americano e *Phlebotomus* no Velho Mundo, segundo YOUNG & DUNCAN, 1994. No entanto, GALATI (1995, 2003) propôs uma classificação de Phlebotominae com abordagem filogenética, nos quais os flebotomíneos vetores são incluídos em duas subtribos: Lutzomyiina e Psychodopygina. Em Lutzomyiina destacam-se os gêneros *Lutzomyia*, *Migonemyia* e *Pintomyia* e em Psychodopygina: *Bichromomyia*, *Nyssomyia*, *Psychodopygus*, *Trichophoromyia* e *Viannamyia*. No Brasil este inseto é

conhecido por diversos nomes populares, que variam de acordo com a região: mosquito palha, birigui, asa dura, asa branca, cangalhinha, anjinho, tatuquira, dentre outros. Existem cerca de 800 espécies de flebotomíneos descritas atualmente no mundo, sendo que pouco mais de 30 delas são incriminadas ou suspeitas de transmitirem agentes das leishmanioses humanas (WHO, 2010).



Figura 2: Fêmea de flebotomíneo ingurgitada. Fonte: Manual de Vigilância da Leishmaniose Tegumentar Americana, 2007.

Os flebotomíneos têm de 1 a 3 mm de comprimento, hábito crepuscular e noturno, corpo revestido por cerdas de coloração clara e voo curto em pequenos saltos (FORATTINI, 1973; CHIPPAUX et al., 1984; ALEXANDER, 1987). Os insetos adultos (machos e fêmeas) alimentam-se de substâncias açucaradas encontradas em natureza, como seivas vegetais (MOORE et al., 1987; ALEXANDER & USMA, 1994), néctar (SHERLOCK & SHERLOCK 1961, 1972) e secreções de afídeos (KILLICK-KENDRICK, 1978; WALLBANKS, et al. 1991), enquanto a hematofagia é uma característica exclusiva das fêmeas (FORATTINI, 1973).

Durante o repasto sanguíneo no animal infectado, o vetor ingere o sangue contendo macrófagos parasitados com as formas amastigotas, que se reproduzem e diferenciam rapidamente em formas flageladas, denominadas promastigotas. Posteriormente, tornam-se paramastigotas por migrarem para o esôfago e a faringe do vetor, onde se aderem ao epitélio pelo flagelo até se diferenciarem em formas infectantes, as promastigotas metacíclicas. As fêmeas, ao realizarem um novo repasto sanguíneo em um hospedeiro

mamífero, liberam as formas promastigotas metacíclicas, que são fagocitadas por células do sistema mononuclear fagocitário, diferenciando-se em formas amastigotas e reproduzindo-se, havendo a disseminação hematogênica para outros tecidos (PIMENTA et al., 2003).

1.3 Biologia dos Flebotomíneos

Os flebotomíneos apresentam o corpo densamente revestido por cerdas e escamas, propriedades que lhes confere um aspecto piloso e amarelado. Quando em repouso, suas asas permanecem eretas, divergentes e afastadas do corpo. Seus voos são curtos e baixos, caracterizados por saltos na superfície, e o raio de ação pode alcançar até 200 metros (CHIPPAUX et al., 1984; ALEXANDER, 1987), sendo que *Lu. longipalpis* pode-se dispersar por até 500 metros (MORRISON, 1993).

Os membros da subfamília Phlebotominae, como todo díptero, são insetos holometábolos tendo em seu ciclo vital uma fase de ovo, outra de larva, que compreende quatro estádios, uma de pupa e, finalmente, o adulto. Distinguem-se, entretanto, dos demais insetos dessa família, por apresentarem corpo mais delgado, pernas mais longas, além de suas fêmeas necessitarem de sangue para produção de ovos, razão pela qual foram agregados pelos taxonomistas na subfamília Phlebotominae. Sua longevidade pode variar por um período de 30 a 100 dias, dependendo da espécie considerada e das condições ambientais encontradas durante o desenvolvimento dos insetos. As posturas são efetuadas diretamente no solo, em locais úmidos, sombreados e ricos em matéria orgânica em decomposição. (BRAZIL & BRAZIL, 2003).

Os ovos de flebotomíneos são de forma elipsoide ou ovoide e medem, de acordo com a espécie, de 300 a 500 µm de comprimento por 70 a 150 µm de largura. Logo após a postura, os ovos apresentam coloração variada, tendendo a adquirir tonalidades escuras 24 horas após a expulsão do corpo do inseto. O exocório mostra elevações e depressões, conferindo-lhes aspecto característico em diferentes espécies sem que se possa, até o conhecimento presente, inferir importância taxonômica. Já foram descritos ovos de mais de 40 espécies de flebotomíneos baseados na estrutura do exocório. Uma fêmea

de flebotomíneo em laboratório faz, em média, uma postura de 40 ovos, embora haja grande variação de acordo com a espécie. A postura é feita isoladamente ou em pequenos grupos de ovos, ficando aderente ao substrato graças à substância produzida pelas glândulas acessórias. Esta substância, rica em ácidos graxos e que recobre os ovos, é responsável pela impermeabilização à água e podem também atuar como feromônio de oviposição. A eclosão dos ovos ocorre entre 7 e 17 dias após a postura, desde que as condições ambientais mantenham-se favoráveis. (BRAZIL & BRAZIL, 2003).

As formas larvares são pequenas, brancas, de aspecto vermiforme e, logo após a eclosão, alimentam-se das cascas dos ovos, corpos dos adultos mortos e de outras matérias orgânicas disponíveis. As larvas se desenvolvem em ambientes úmidos, tais como: solo de tocas de animais, restos de folhas caídas, entre as raízes de árvores ou sob pedras, nas fendas das rochas, currais e chiqueiros, alimentando-se, da matéria orgânica em decomposição encontrada nestes locais (DEANE & DEANE, 1957; BARRETO & COUTINHO, 1940; SHERLOCK & SHERLOCK, 1959). Antes de se transformarem em pupas, as larvas param de se alimentar e procuram locais menos úmidos, onde se fixam a um substrato.

A pupa é esbranquiçada ou amarelada, escurecendo progressivamente à medida que se aproxima a eclosão do adulto. A pupa não se desloca: fixada ao substrato através da exúvia larvar, executa apenas movimentos de flexão e extensão do corpo. A emergência dos adultos ocorre após 7 a 12 dias, com os machos geralmente emergindo antes do que as fêmeas (BARRETO & COUTINHO, 1940; BARRETO, 1943).

Os flebotomíneos adultos apresentam dimorfismo sexual expresso não apenas nas diferenças da forma do corpo, mas também no comportamento alimentar hematofágico exclusivo da fêmea e que ocorre durante o seu período reprodutivo. As fêmeas podem usar como fonte de sangue todas as ordens de vertebrados, havendo espécies mais ecléticas do que outras, quanto ao hábito alimentar (BARRETO, 1943; FALQUETO, 1995). Apesar de apresentarem hábitos noturnos, algumas espécies podem se mostrar ativas durante o dia. Quando não se encontram em atividade, refugiam-se em locais escuros, úmidos e abrigados, como fendas de rochas, paredes ou troncos de árvores.

Distinguem-se morfologicamente em suas probóscidas, sendo mais curta no macho e na fêmea apresentando-se longa e adaptada para picar e sugar. Esse dimorfismo se expressa ainda na fêmea, cuja cabeça apresenta internamente, na região mais ventral, um conjunto de estruturas quitinizadas chamanda cíbário, também associado à hematofagia, embora ainda não se conheça exatamente a sua função. Também se distinguem os sexos pelos últimos segmentos abdominais, modificados para constituir a genitália do inseto: no macho está presente um conjunto de apêndices bem desenvolvidos e ornamentados (estruturas com valor taxonômico), enquanto na fêmea os segmentos menores e discretos dispõem-se como estruturas telescopadas, as quais conferem aspecto arredondado à genitália do díptero.

Os adultos, logo após emergirem da pupa, mantêm-se pouco ativos. Os machos que no interior da pupa permanecem com seus apêndices genitais dobrados sobre o corpo, necessitam de 24 horas para que aconteça uma rotação de 180°C, período em que se presume, estarão prontos para a cópula (BRAZIL & BRAZIL, 2003).

1.4 Transmissão das Leishmanioses e Formas Clínicas

Os fatores biológicos associados à transmissão das leishmanioses (vetor, hospedeiro e parasito), os fatores fisiogeográficos (relevo, vegetação e clima) e as condições socioeconômicas das populações que vivem em áreas de risco têm um papel importante. Entretanto, destacam-se as ações antrópicas no ambiente como fatores de igual magnitude: os contínuos desmatamentos das florestas, a construção de empreendimentos hidrelétricos, as migrações, a implantação de grandes projetos agrícolas, as guerras civis e atividades militares são outros elementos que têm amplificado esse cenário. Alguns especialistas dizem que essa expansão geográfica ocorre devido ao “caos ecológico” causado e motivado pela ação humana, possibilitando assim um contato mais próximo e estreito com os vetores de patógenos humanos (SHAW, 2007).

O agente etiológico da LVA é a *Leishmania (L.) infantum chagasi* (COSTA et al., 2002; RANGEL & LAINSON 2009) sendo o seu principal

transmissor no continente americano *Lutzomyia (Lutzomyia) longipalpis* (Lutz & Neiva, 1912) (DEANE & DEANE 1955, DEANE, 1956; RANGEL & LAINSON 2009). No Brasil, *Lu. longipalpis* é, sem dúvida, o principal transmissor da LVA, estando presente na quase totalidade dos focos; é uma espécie altamente antropofílica, além de sugar cães e raposas (reservatórios de *L. infantum chagasi*) e ter sido frequentemente encontrada naturalmente infectada (DEANE 1956, LAINSON & SHAW 1979, 1998; LAINSON & RANGEL 2005). Entretanto, em Corumbá e Ladário (MS), *Lutzomyia (Lutzomyia) cruzi* (Mangabeira, 1938) é suspeita como transmissora do agente de LVA, com base em estudos que registraram a alta densidade e a infecção natural desta espécie.

Em estudo no Estado de Pernambuco foi feito o registro de infecção natural de *Migonemyia (Migonemyia) migonei* (Franca, 1920) por *L. (L.) infantum chagasi* através do método de PCR em áreas com leishmaniose visceral onde *Lu. longipalpis*, o vetor principal, está ausente (CARVALHO et al., 2010).

A leishmaniose tegumentar americana (LTA) apresenta um espectro de formas clínicas, classificadas como: (1) cutânea localizada; (2) cutânea disseminada; (3) cutâneo-mucosa ou mucosa, neste caso de natureza hiperérgica, caracterizada por lesões metastáticas persistentes em mucosa (nariz, boca, faringe) e (4) cutânea difusa, de natureza anérgica, sendo as lesões metastáticas nodulares, disseminadas na pele. Em média, o período de incubação da doença no homem é de dois meses, podendo apresentar período mais curto (duas semanas) e mais longo (cerca de dois anos) (MARSDEN & JONES 1985; COSTA et al., 1986; BRASIL, 2013). Diversas espécies de flebotomíneos e leishmânias estão envolvidas nos ciclos de transmissão de LTA (RANGEL & LAINSON 2009).

1.5 Leishmanioses no Mundo

Um total de 98 países, nos continentes Africano, Americano, Asiático e Europeu, relatam a transmissão endêmica de Leishmanioses (ASHFORD et al., 1992; DESJEUX, 1996; ALVAR et al., 2012).

Mais de 90% dos casos de LVA ocorrem em apenas seis países: Índia, Bangladesh, Sudão, Sudão do Sul, Brasil e Etiópia. A LTA é mais amplamente distribuída, com cerca de um terço dos casos ocorrendo em cada uma das três regiões: Américas, Bacia do Mediterrâneo e Ásia ocidental do Oriente Médio para a Ásia Central. Os dez países com as contagens de casos mais altas estimadas são: Afeganistão, Argélia, Colômbia, Brasil, Irã, Síria, Etiópia, Sudão do Norte, Costa Rica e Peru, os quais, juntos, respondem por 70 a 75% da incidência global estimada para LTA (ALVAR et al., 2012).

1.6 Leishmanioses no Brasil

No Brasil, as leishmanioses são consideradas doenças emergentes em franca expansão territorial. Representam um dos agravos mais importantes que fazem parte da Lista Nacional de Doenças e Agravos de Notificação Compulsória.

A confirmação de formas de leishmânias em úlceras cutâneas e nasobucofaríngeas ocorreram no ano de 1909, quando Lindenberg encontrou o parasito em indivíduos que trabalhavam em áreas de desmatamentos na construção de rodovias no interior de São Paulo (BRASIL, 2014). Em 1911, Splendore, diagnosticou a forma mucosa da doença e Gaspar Vianna deu ao parasito o nome de *Leishmania brazilienses* (SPLENDORE, 1911). No ano de 1922, Aragão, pela primeira vez, demonstrou o papel do flebotomíneo na transmissão da leishmaniose tegumentar (ARAGÃO, 1922) e FORATTINI (1958) encontrou roedores silvestres parasitados em áreas florestais do Estado de São Paulo (FORATTINI, 1958).

Atualmente, pode-se dizer que, no Brasil, a LTA apresenta três padrões epidemiológicos característicos:

O silvestre - a transmissão ocorre em área de vegetação primária e pode acometer o ser humano ao entrar em contato com o ambiente silvestre, onde esteja ocorrendo enzootia;

Ocupacional e Lazer - associado à exploração desordenada da floresta e derrubada de matas para construção de estradas, usinas hidrelétricas, instalação de povoados, extração de madeira, desenvolvimento de atividades agropecuárias etc;

Rural e periurbano em áreas de colonização – está relacionado ao processo migratório, ocupação de encostas e aglomerados em centros urbanos associados a matas secundárias ou residuais (BRASIL, 2014).

No país já foram identificadas sete espécies dermatrópicas de *Leishmania* associadas à LTA, sendo seis do subgênero *Viannia* e uma do subgênero *Leishmania*. Neste contexto, as principais espécies de flebotomíneos envolvidas na transmissão do agente etiológico da LTA estão citadas no Quadro 1 (BRASIL, 2014).

Quadro 1: Espécies de *Leishmania* e flebotomíneos envolvidas nos ciclos de transmissão de LTA no Brasil.

Agente Etiológico	Vetor
<i>L. (V.) braziliensis</i>	<i>Ps. complexus, Ps. wellcomei, Ny. whitmani, Mi. migonei, Ny. neivai, Ny. intermedia</i>
<i>L. (V.) lainsoni</i>	<i>Th. ubiquitalis</i>
<i>L. (V.) naiffi</i>	<i>Ps. ayrozai, Ps. paraensis, Ps. squamiventris</i>
<i>L. (V.) shawi</i>	<i>Ny. whitmani</i>
<i>L. (V.) guyanensis</i>	<i>Ny. umbratilis, Ny. anduzei</i>
<i>L. (V.) linderberg</i>	<i>Ny. antunesi</i>
<i>L. (L.) amazonensis</i>	<i>Bi. flaviscutellata, Bi. reducta, Bi. olmeca nociva</i>

Fonte: Manual de Vigilância da Leishmaniose Tegumentar Americana, 2013.

São observados casos graves de Leishmaniose cutâneo-difusa causados por *Leishmania (L.) amazonensis*, doença fortemente associada às áreas úmidas da Amazônia Legal, principalmente nos estados do Pará e Maranhão (BRASIL, 2014).

O Programa de Vigilância de Leishmaniose Tegumentar Americana (PV-LTA) da Secretaria de Vigilância e Saúde (SVS), associando indicadores de densidade de casos humanos de Leishmaniose Tegumentar (número de casos de LTA por km²) e variáveis socio-ambientais, descreve 24 circuitos de produção da LTA de importância epidemiológica no Brasil, representando 75% do total de casos registrados em 2004, distribuídos em 1.926 municípios. O circuito de maior densidade de casos está localizado na chamada Grande Região do Tucuruí, que engloba áreas dos estados do Pará, Maranhão e Tocantins, produzindo uma densidade de 551,84 casos por Km² (BRASIL, 2014).

Os fatores determinantes para o problema de saúde pública no Brasil são: a vacina, que ainda permanece como uma expectativa; a forte evidência da urbanização das leishmanioses nas cidades de médio e grande porte; e a progressiva dispersão do HIV das áreas urbanas para as rurais que, com a co-infecção por *Leishmania*, aparece como ameaça de um crescente problema de difícil trato no futuro (RANGEL & LAINSON, 2003).

Em 1913, no Brasil ocorreu o primeiro registro de Leishmaniose Visceral quando Migonei descreveu o caso em material necropsiado de paciente oriundo de Boa Esperança, Mato Grosso (ALENCAR & DIETZE, 1991). Com a realização de estudos para outras doenças, como a febre amarela, encontraram 41 casos positivos para *Leishmania* de indivíduos oriundos das regiões Norte e Nordeste (PENNA et al., 1934). A seguir *Lu.longipalpis* foi incriminado como espécie vetora e foram descobertos os primeiros casos de infecção em cães.

No Continente Americano o agente etiológico da LVA é a *Leishmania (Leishmania) infantum chagasi*, cujo vetor principal é *Lu. longipalpis*. A transmissão da Leishmaniose Visceral vem sendo descrita em vários municípios, de todas as regiões do Brasil. A doença tem apresentado mudanças importantes no padrão de transmissão, inicialmente, pelas características eminentes de ambientes rurais e periurbanos, se expandindo para áreas urbanas de médio e grande porte, como Rio de Janeiro (RJ), Corumbá (MS), Belo horizonte (MG), entre outros centros, sendo também conhecida por: Calazar, barriga d'água, e outras denominações menos conhecidas (BRASIL, 2013).

Estudos no Estado do Ceará contribuíram com a história da LVA no Brasil, devido aos primeiros casos notificados da doença na década de 30 (PENNA, 1934). Posteriormente, em 1942, foi realizado um levantamento epidemiológico (no Crato e Santanópole), com registro de *Lu. longipalpis* e casos humanos (PONDÉ et al., 1942).

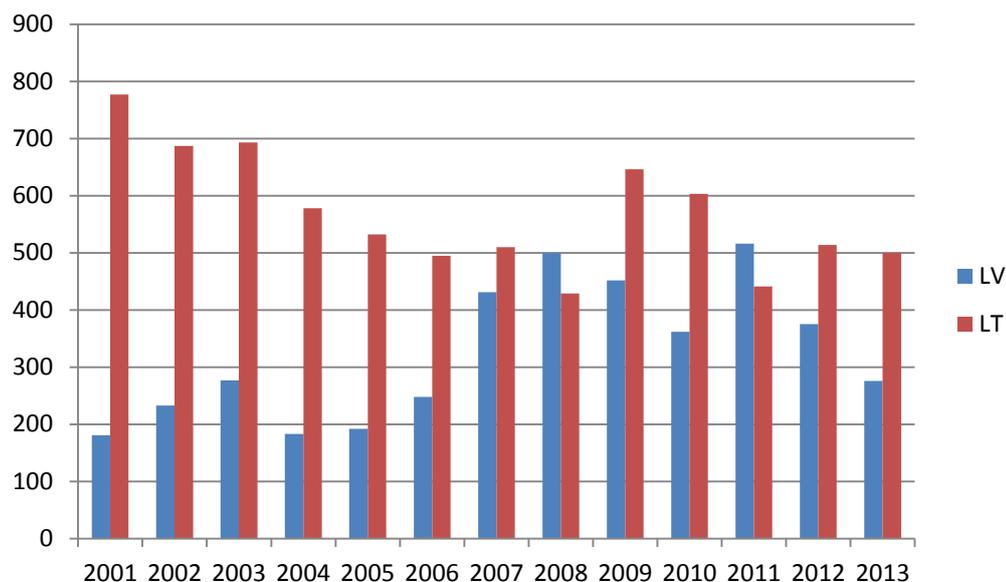
Em 1953, com o de surto na cidade de Sobral, onde mais de 100 óbitos ocorreram em razão da LVA, a doença passou a apresentar importância epidemiológica (LAINSON & RANGEL, 2003). DEANE (1956) descreveu raposas infectadas com amastigotas e a forte atração que exerciam sobre os flebotomíneos, sugerindo estes mamíferos como reservatórios primários na LVA. Posteriormente, demonstrou que *Lu. longipalpis* picava avidamente cães. Através do xenodiagnóstico, observou que cerca de 30% dos flebotomíneos se infectaram, com isso o cão foi incriminado como importante fonte de infecção para o vetor no ambiente domiciliar. No Brasil, a região Nordeste ainda apresenta maior representatividade de casos de LVA, com destaque para os Estados do Ceará e Piauí (SILVA et al., 2007).

1.7 Leishmanioses no Estado do Tocantins

Tocantins é o mais novo dos 26 estados do Brasil, representando o que era anteriormente o norte do Estado de Goiás. Faz parte da região Norte do Brasil e, por apresentar uma posição geográfica favorável, devido sua extensão territorial e aporte fluvial, tem recebido investimentos para implantação de usinas hidrelétricas e pequenas centrais a fim de atender a demanda nacional de energia (CARVALHO, 2008; GOVERNO DO ESTADO DO TOCANTINS, 2014). Atualmente, possui sete hidrelétricas: Lajeado, Peixe/Angical, Isamu Ikeda, São Salvador, Tupiratins, Ipueiras e Itaguatins, que estão localizadas nos municípios de Lajeado, Miracema do Tocantins, Peixe, São Salvador do Tocantins, Ponte Alta do Tocantins, Monte do Carmo, Paranã, Itapiratins, Palmeirante, Ipueiras e Brejinho de Nazaré; e onze pequenas centrais em funcionamento (GOVERNO DO ESTADO DO TOCANTINS, 2014). Por possuir investimentos tão elevados para construção de usinas e na implementação de sistemas de transmissão e distribuição de energia, o estado produz muito mais

energia do que consome, podendo exportar 90,43% da energia produzida (GOVERNO DO ESTADO DE TOCANTINS, 2014).

O Estado do Tocantins tem apresentado elevados índices de leishmanioses, tanto da forma tegumentar, como da visceral. Entre os anos de 2001 a 2013 foram confirmados 4.226 casos de LVA e 7.405 de LTA. (Figura 3) (SINANET/SESAU/TO, 2014).



	2001	2002	2003	2004	2005	2006	2007	2008	2009	2010	2011	2012	2013
LVA	181	233	277	183	192	248	431	500	452	362	516	375	276
LTA	777	687	693	578	532	495	510	429	646	603	441	514	500

Figura 3: Número de casos registrados de Leishmaniose Visceral Americana (LVA) e Leishmaniose Tegumentar Americana (LTA) no Estado do Tocantins, 2001 a 2013. Fonte: SINANET/SESAU-TO, 2014.

Dos 139 municípios do Tocantins, todos apresentam ou já apresentaram casos humanos de LTA (SINANET/SESAU/TO, 2014). Entretanto, ainda são poucos os trabalhos realizados no estado sobre as espécies de flebotomíneos envolvidas nos ciclos de transmissão das doenças (LUSTOSA et al., 1986; ANDRADE-FILHO et al., 2001; CARVALHO 2008; GODOY 2010, VILELA et al., 2008). As atividades de monitoramento da fauna flebotomínica, além de gerarem subsídios às ações de controle da doença, estão de acordo com as indicadas pelos manuais de vigilância da LTA e da LVA (BRASIL, 2013, 2014).

Estudos sobre a fauna flebotomínica no município de Tocantinópolis são desconhecidos da literatura científica, bem como há uma carência de investigações dessa natureza no estado, o que justifica a necessidade de um levantamento entomológico sobre esses vetores, uma vez que dados sobre a diversidade e abundância desses insetos são importantes, no sentido de contribuir para o estabelecimento de estratégias de controle das leishmanioses.

2. OBJEIVOS

2.1 Objetivo Geral

Estudar a fauna de flebotomíneos do Município de Tocantinópolis, Estado do Tocantins, Brasil, de março/2006 até junho/2008.

2.2 Objetivos Específicos

- Realizar o levantamento da fauna de flebotomíneos do município de Tocantinópolis - TO, indicando os potenciais transmissores de agentes das leishmanioses;
- caracterizar a fauna de flebotomíneos em cada uma das estações de monitoramento quanto à riqueza, diversidade e abundância das espécies;
- comparar os dados sobre as populações de flebotomíneos nas estações de monitoramento, em três áreas do município as zonas rural, periurbana e urbana;
- avaliar a frequência de espécies, potenciais vetoras de agentes etiológicos das leishmanioses, correlacionando com os dados climatológicos, durante o período de estudo.

3 METODOLOGIA

3.1 Área de Estudo

O Estado do Tocantins foi criado em 1988 pela Assembleia Nacional Constituinte, sendo a mais nova das 27 unidades federativas do Brasil. Localizado ao sudeste da região Norte, ocupa uma área de 277.620,914 km², fazendo limite com estados do Nordeste, Centro-Oeste e do próprio Norte. Sua população é estimada em 1.292.051 habitantes, distribuídos em 139 municípios (IBGE, 2014), mas na maioria deles, a população não ultrapassa 10.000 habitantes.

A economia tem na agricultura e na pecuária as atividades de maior relevância. Hoje o agronegócio representa 73% das atividades econômicas do estado. Os distritos agrícolas estão localizados nos municípios de Palmas, Gurupi, Araguaína e Porto Nacional, apresentando boa estruturação física e logística estimulando assim sua expansão (GOVERNO DO ESTADO DO TOCANTINS, 2014).

A vegetação predominante é o cerrado, que cobre 90% do território, e o restante é constituído pela floresta de transição, apresentando características climáticas e físicas, tanto da Amazônia Legal quanto da região central do Brasil, além de apenas duas estações distintas: seca e chuvosa. Nas margens dos Rios Araguaia e Tocantins são encontrados pequenos trechos de Mata Atlântica.

O clima é tropical, com temperatura média de 32°C no período de seca (de abril a setembro) e de 26°C no período de chuvas (de outubro a março). Na região norte do estado as temperaturas médias são cerca de 3°C mais altas do que na região sul (IBGE, 2014).

O relevo de Tocantins é formado por depressões na maior parte do território, planaltos e chapadões ao sul e nordeste, planícies e áreas levemente onduladas na região central, o que constitui pouca variação altimétrica se comparado com a maioria dos outros estados. Mais da metade do território do Tocantins (52,25%) apresenta áreas de preservação ambiental e bacias hídricas, onde se incluem santuários naturais como a ilha do Bananal (a maior ilha fluvial do mundo) e os parques estaduais do Cantão, do Jalapão, do

Lageado, o Monumento Nacional das Árvores Fossilizadas, entre outros. No Cantão, três importantes ecossistemas chegam a encontrar-se: o amazônico, o pantaneiro e o cerrado.

A maior bacia hidrográfica totalmente brasileira está localizada no estado (a bacia do rio Tocantins-Araguaia), com uma área superior a 800.000 km². Seu principal rio formador é o Tocantins, cuja nascente localiza-se no Estado de Goiás, ao norte da cidade de Brasília. Destaca-se também os rios do Sono, das Balsas, Paranã e Manuel Alves. Todos os rios perenes contribuem para que o Tocantins seja considerado um dos cinco estados mais ricos em água do país (GOVERNO DO ESTADO DO TOCANTINS, 2014).

O município de Tocantinópolis possui 23.153 habitantes (IBGE, 2014), uma área de 1.077,073 Km² e está situado às margens do rio que nomeia o estado. Localiza-se a uma latitude 06°19'46" sul e a uma longitude 47°24'59" oeste, estando a uma altitude de 134 metros (PREFEITURA MUNICIPAL DE TOCANTINÓPOLIS, 2014).

No que se refere à economia local, dados estatísticos demonstram que, apesar dos significativos avanços ocorridos ao longo da última década, o município de Tocantinópolis, apresenta um quadro econômico de características deficitárias. As atividades agropecuárias são desenvolvidas de forma rudimentar e estritamente em caráter de subsistência. Na pecuária pode-se destacar a predominância de criação de bovinos e suínos, para produção de leite e carne e apenas para o consumo da população local. A agricultura é voltada para a produção de arroz, milho, feijão e mandioca (PREFEITURA MUNICIPAL DE TOCANTINÓPOLIS, 2014).

Segundo os critérios para estratificação dos municípios, propostos pela Secretaria de Vigilância em Saúde, Tocantinópolis é considerado de transmissão intensa para Leishmaniose Visceral Americana (LVA). No período de 2007-2013, foram registrados 2.912 casos de LVA e 3.643 de Leishmaniose Tegumentar Americana (LTA) (SINANET/SESAU/TO/2014).

3.2 Estações de Monitoramento de Flebotomíneos

O monitoramento dos flebotomíneos foi realizado na zona periurbana, urbana e rural do município (Figura 4). Foram escolhidas cinco estações de monitoramento (EMs): duas na zona periurbana, duas na urbana e uma na rural. Os critérios estabelecidos para a escolha das estações foram às condições socioeconômicas e epidemiológicas da região. Foram priorizadas para monitoramento as regiões com ambientes propícios para a manutenção do ciclo de vida do vetor (proximidade da mata, presença de animais domésticos, abrigos sombreados e úmidos) e com registro de casos da doença.

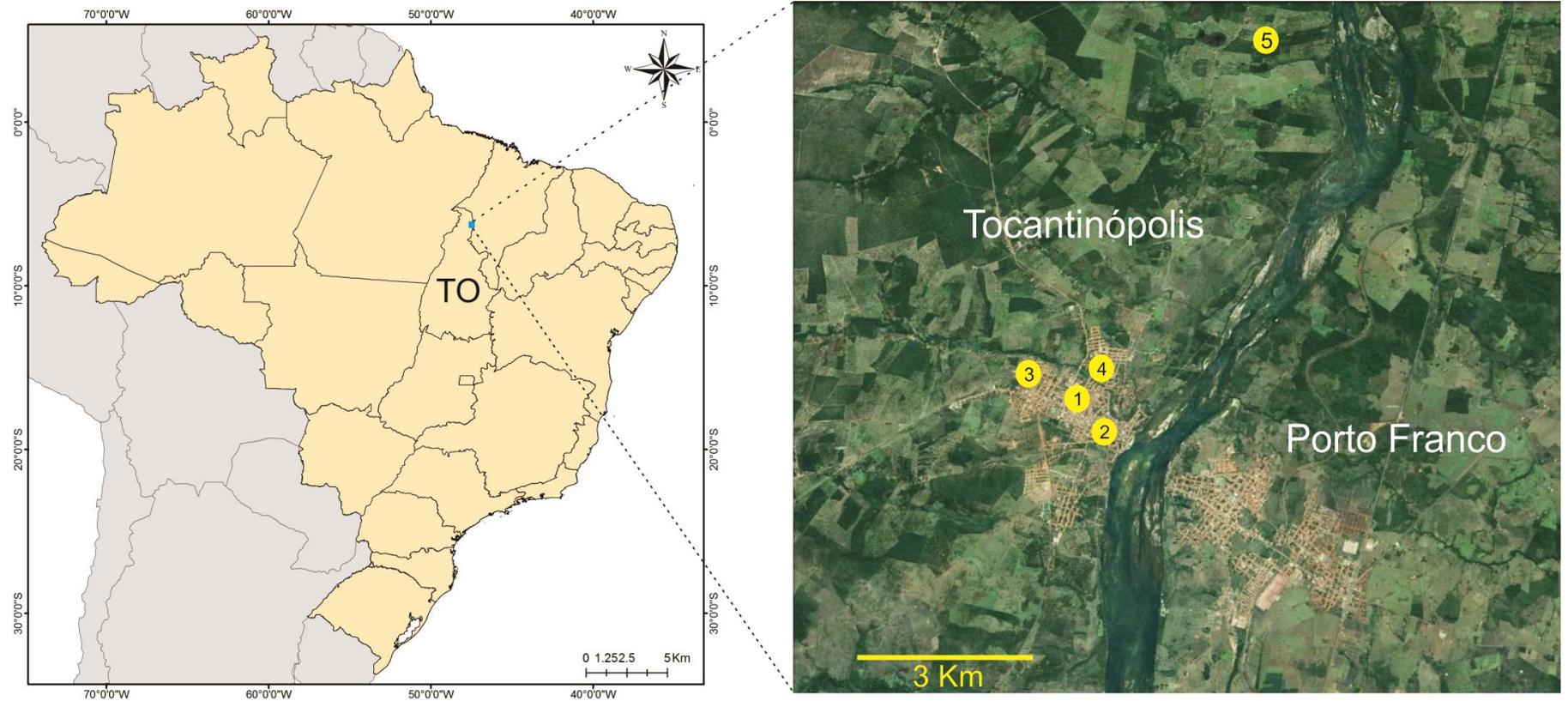


Figura 4: Localização do município de Tocantinópolis, no Estado do Tocantins, Brasil, em detalhe: mapa com destaque das cinco estações de monitoramento (EMs). Sendo a zona urbana representada pelas EMs 1 e 2, a periurbana pelas 3 e 4 e a zona rural pela EM 5.

Na zona urbana (Figura 4), foram escolhidas as estações de monitoramento 1 e 2, sendo elas: rua Diamante, $6^{\circ}19'28.13''S$ e $47^{\circ}25'31.04''O$ (Figuras 5 e 6) e rua Maranhão, $6^{\circ}19'49.72''S$ e $47^{\circ}25'11.71''O$ (Figuras 7 e 8). Apesar de estarem em áreas mais urbanizadas, a situação não é muito diferente da encontrada nas EMs da zona periurbana: em ambas as residências apresentam criações de galinhas e presença de cães. Entretanto, não há um contato muito próximo com o ambiente florestal, apenas árvores frutíferas e pequenas hortas, dentro ou bem próximas às residências.

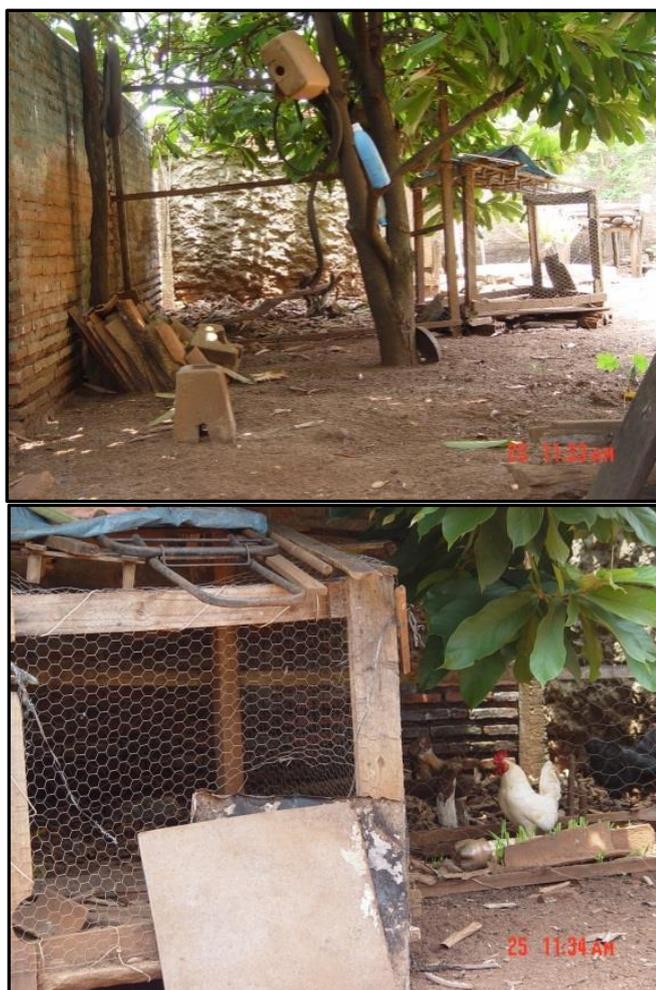


Figura 5: Peridomicílio na rua Diamante, zona urbana, município de Tocantinópolis, TO.



Figura 6: Vista geral da casa na rua Diamante, zona urbana, município de Tocantinópolis, TO.



Figura 7: Peridomicílio na rua Maranhão, zona urbana, município de Tocantinópolis, TO.



Figura 8: Vista geral da casa na rua Maranhão, zona urbana, município de Tocantinópolis, TO.

Na zona periurbana (Figura 4), foram estabelecidas as estações de monitoramento 3 e 4, sendo elas: rua Chile, $6^{\circ}19'14.44''S$ e $47^{\circ}26'03.25''O$ e rua Araguaia, $6^{\circ}19'08.1''$ e $47^{\circ}25'18.1''$. Em ambas estações, as residências se encontram em contato próximo com a mata e apresentam criações de galinhas, porcos e outros animais, bem como cães, que ficam soltos no quintal (Figuras 9 e 10).



Figura 9: Peridomicílio na rua Araguaia, zona periurbana, município de Tocantinópolis, TO.



Figura 10: Vista geral da casa na rua Araguaia, zona periurbana, município de Tocantinópolis, TO.

Na zona rural (Figura 4), foi escolhida a estação de monitoramento 5: Fazenda Taury, $06^{\circ}14'59.6''S$ e $47^{\circ}23'56.7''$. Estação distante da zona periurbana e urbana, em contato direto com a mata.

3.3 Coleta e Processamento dos Flebotomíneos

3.3.1 Procedimentos no Campo

As coletas de março de 2006 a junho de 2008 foram realizadas pelos técnicos da equipe do Laboratório de Entomologia da Secretaria Municipal de

Saúde de Tocantinópolis, além daquelas realizadas, por membros da equipe do Laboratório Interdisciplinar de Vigilância Entomológica em Diptera e Hemiptera (LIVEDIH/IOC/FIOCRUZ). Foram utilizadas armadilhas luminosas do tipo CDC, modelo HP (Figura 11) (SUDIA & CHAMBERLAIN, 1962; PUGEDO et al., 2005), instaladas nas EM's no horário de 17:00 h e retiradas no dia seguinte, por volta de 08:00 h. Foram realizadas coletas mensais, durante três noites consecutivas em cada EM.



Figura 11: Armadilha luminosa tipo CDC.

Todo o material coletado nas armadilhas foi acondicionado em tubos de polipropileno e fixado em álcool 70%. Os tubos foram identificados com etiquetas externas e internas contendo o nome da EM e a data da coleta (Figura12).



Figura 12: Tubos de polipropileno, contendo as amostras coletadas e devidamente identificadas.

Durante a coleta foi feito o preenchimento de fichas de campo, onde foram anotados dados sobre os pontos de captura (coordenadas geográficas) e dados climáticos (temperatura, umidade, chuvas, ventos e fase lunar).

Posteriormente, os tubos contendo o material coletado, devidamente identificado, foram enviados juntamente com suas respectivas fichas de campo, ao Núcleo de Entomologia do Estado do Tocantins, Palmas e posteriormente remetidos ao Laboratório Interdisciplinar de Vigilância Entomológica em Díptera e Hemiptera do Instituto Oswaldo Cruz, FIOCRUZ (LIVEDIH/IOC/FIOCRUZ), no Estado do Rio de Janeiro.

3.3.2 Procedimentos no Laboratório

Nas dependências do LIVEDIH/IOC/FIOCRUZ, o material proveniente do campo foi submetido à triagem em placas de Petri, observado em lupa estereoscópica, no intuito de separar os flebotomíneos dos demais insetos (Figura 13). Os flebotomíneos triados foram fixados em álcool 70%, para serem submetidos ao processo de clarificação e diafanização.



Figura 13: Amostra coletada no campo, em placa de Petri, para ser submetida à triagem.

Os processos de clarificação e diafanização dos flebotomíneos tiveram como objetivo, possibilitar a montagem e observação de caracteres taxonômicos durante a identificação específica. Essa etapa, bem como a montagem dos flebotomíneos, foi realizada em Cabines de Segurança, tipo: Capela de Exaustão Química (contenção de vapores e gases).

A clarificação e a diafanização consistiram na passagem do material na solução de hidróxido de potássio (KOH) 10%, que promoveu o amolecimento da quitina na qual os insetos ficaram imersos por um período de 2 a 3 horas. Em seguida, os flebotomíneos foram submetidos, por cerca de 20 minutos, ao contato com ácido acético puro, para a retirada do excesso de hidróxido de potássio. Após esta etapa, foram lavados em água tipo II por mais 20 minutos e posteriormente imersos em solução de lactofenol, por pelo menos 24 horas, para que ocorresse a diafanização (Figura 14). Os insetos permaneceram neste reagente até o próximo procedimento: a montagem (CERQUEIRA, 1943).

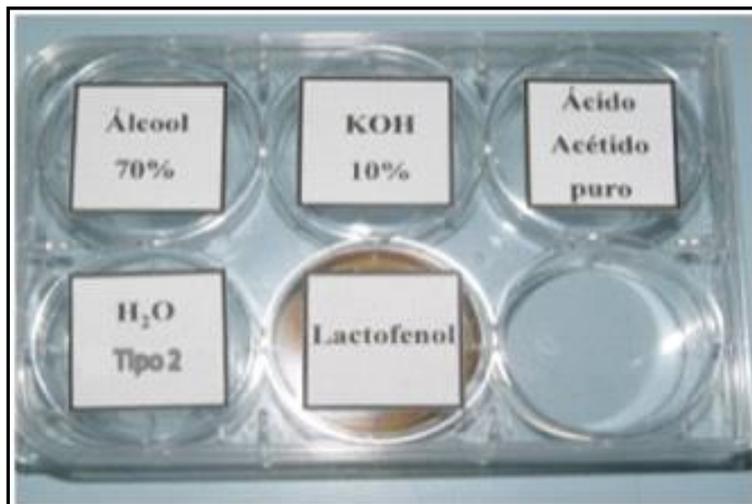


Figura 14: Placa de seis poços, utilizada na clarificação e diafanização dos flebotomíneos.

Após a clarificação e diafanização, os flebotomíneos foram montados com auxílio de microscópio estereoscópio entre lâmina e lamínula, (Figura 15) em líquido de Berlese (hidrato de cloral – 74g; goma arábica – 8g; água destilada – 10ml; xarope de glicose – 5ml; ácido acético cristalizável – 3 ml). Vale ressaltar que este é um procedimento para a montagem de lâminas temporárias, não se aplicando para montagens definitivas. Os insetos machos são montados inteiros, tendo-se o cuidado de deixar exposta a genitália externa (Figura 16), as fêmeas são seccionadas em partes: cabeça, abdômen e tórax que devem ser expostos em posições que possibilite a visualização de estruturas de valor taxonômico.

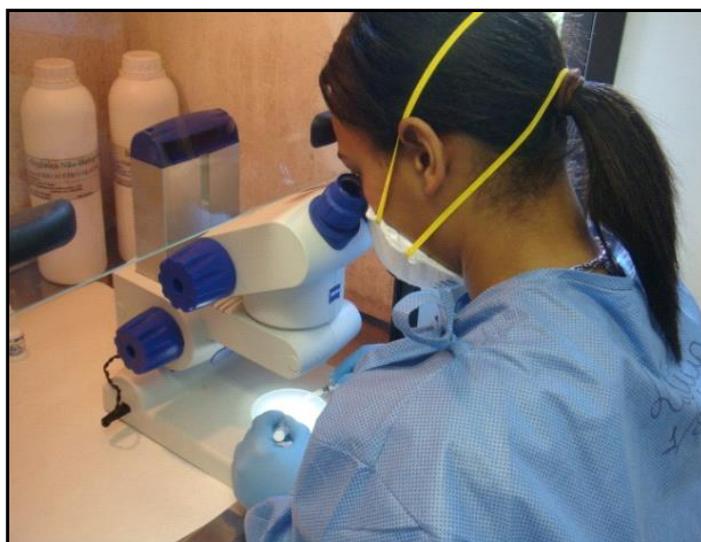


Figura 15: Montagem de flebotomíneos.



Figura 16: Lâmina de um flebotomíneo macho entre lâmina e lamínula, em líquido de Berlese.

Após a montagem, os flebotomíneos foram observados em microscópio óptico, em objetivas de 10x e 40x (Figura 17) e a identificação específica foi realizada segundo a chave taxonômica proposta por GALATI (1995 e 2003). As abreviaturas dos nomes genéricos e subgenéricos seguem a proposta de MARCONDES (2007).



Figura 17: Identificação específica dos flebotomíneos em microscópio óptico.

3.4 Análise Estatística dos Dados

A partir dos dados obtidos das coletas nas zonas periurbana, urbana, e rural foram calculados o índice de abundância específico (ISA) e o índice de abundância específico padronizado (SISA) (ROBERTS& HSI, 1979) utilizando o software Microsoft® Office Excel 2007.

O ISA é calculado a partir da organização dos dados em uma tabela com N linhas e K colunas. As linhas representam as espécies e as colunas, as estações de monitoramento ou período de coleta.

Cada coluna da tabela é classificada separadamente, de acordo com o número de espécimes encontrados de cada espécie. O maior valor de cada coluna recebe a classificação 1, o segundo maior é considerado 2, e assim por diante. É importante que a classificação seja feita do maior para o menor valor.

Após o estabelecimento das classificações das espécies em cada coluna, os índices são calculados segundo a fórmula:

$$ISA = a + R_j / K$$

Sendo:

K : número de colunas da tabela (número de meses coletados);

a : multiplicação do número de ausências da espécie em K meses por c ;

c : posição mais elevada da espécie em K colunas mais um

R_j : somatório das classificações em cada espécie.

Os limites mínimos e máximos deste índice serão determinados de acordo com o maior valor classificatório da distribuição, portanto este limite varia em cada série de dados. Com o objetivo de evitar esta variação e padronizar o índice, este pode ser convertido para uma escala de valores entre 0 e 1, a partir do cálculo do SISA:

$$SISA = c - ISA / c - 1$$

A espécie é considerada mais abundante quando o valor do SISA está mais próximo a 1. O resultado obtido fornece informações sobre a abundância relativa das espécies encontradas, levando em consideração ainda a distribuição espacial dos indivíduos coletados.

Para avaliar e comparar diferenças na composição da comunidade de flebotomíneos em cada zona foram utilizados os índices de diversidade de Shannon-Wiener (H') e Equitatividade de Shannon (J) (SHANNON, 1948); e para avaliar se existem diferenças significativas entre os índices de diversidades, foi calculado o teste t-Student, utilizando-se o software DivEs[®] (RODRIGUES, 2014). O índice de diversidade (H') foi escolhido por ser apropriado para amostras aleatórias de espécies de uma comunidade ou subcomunidade. Já a Equitatividade (J) se refere à distribuição dos indivíduos entre as espécies, sendo proporcional à diversidade e inversamente proporcional à dominância.

A similaridade entre as zonas de estudo quanto ao número de espécies foi estimada pelo índice de similaridade qualitativa de Sørensen (IS), baseado na presença e ausência das espécies. $IS = 2c / a + b$, onde: a e b = espécies de dada área; c = espécies comuns às duas áreas. Como regra geral para os índices de similaridade foram considerados valores acima de 0,5 como altos, crescendo gradativamente até 1,0 (FELFILI et al.,1993).

As representações gráficas foram feitas para as espécies vetoras e potenciais vetoras de agentes das Leishmanioses. A influência dos fatores climáticos na fauna de flebotomíneos foi analisada utilizando-se o coeficiente de correlação linear ($r_{0,05(2),28} = 0,374$)

4 RESULTADOS

4.1 Levantamento dos Dados

Durante o período de 28 meses de coleta (março de 2006 a junho de 2008), foram obtidos 1.034 flebotomíneos (133 na zona periurbana, 718 na zona urbana e 183 na zona rural). As espécies encontradas foram:

Bichromomyia flaviscutellata (Mangabeira, 1942);

Evandromyia (Aldamyia) carmelinoi Ryan, Fraiha, Lainson & Shaw, 1986;

Evandromyia (Aldamyia) evandroi (Costa Lima & Antunes, 1936);

Evandromyia (Barrettomyia) sallesi (Galvão & Coutinho, 1939);

Evandromyia (Aldamyia) termitophila Martins, Falcão & Silva (1964)

Lutzomyia (Lutzomyia) longipalpis (Lutz & Neiva, 1912);

Micropygomyia (Sauromyia) peresi (Mangabeira, 1942);

Nyssomyia whitmani (Antunes & Coutinho, 1939).

Psathyromyia (Psathyromyia) série shannoni;

Psychodopygus complexus (Mangabeira, 1941);

Psychodopygus davisii (Root, 1934);

Sciopemyia servulolimai (Damasceno & Causey, 1945);

Sciopemyia sordellii (Shannon & Del Ponte, 1927);

Analisando o total de flebotomíneos, *Lu. longipalpis* foi a espécie com a maior proporção 77,1%, seguida por *Ps. complexus* com 11,8% (Tabela 1).

Tabela 1: Flebotomíneos capturados em armadilhas CDC, nas zonas periurbana, urbana e rural, município de Tocantinópolis/TO, março de 2006 a junho de 2008.

Espécies	Zona periurbana				Zona urbana				Zona rural		Total			
	Rua Araguaia		Rua Chile		Rua Diamante		Rua Maranhão		Fazenda Taury		♂	♀	Número indivíduos	%
	♂	♀	♂	♀	♂	♀	♂	♀	♂	♀				
<i>Ev. carmelinoi</i>	---	---	---	---	---	---	1	---	---	---	1	---	1	0,1 %
<i>Ps. complexus</i>	---	---	---	1	---	---			3	118	3	11	122	11,8 %
<i>Ps. davisii</i>									4	10	4	10	14	1,4 %
<i>Ev. evandroi</i>						1						1	1	0,1 %
<i>Bi. flaviscutellata</i>							8	3	7	8	15	11	26	2,5 %
<i>Lu. longipalpis</i>	23	15	47	40	165	93	291	121		2	52	27	797	77,1 %
<i>Mi. peresi</i>	1										1		1	0,1 %
<i>Ev. sallesi</i>		1			2		3	7			5	8	13	1,3 %
<i>Sc. servulolimai</i>						1				1		2	2	0,2 %
<i>Pa. (Psa.) Sérieshannoni</i>							1		24	1	25	1	26	2,5 %
<i>Sc. sordellii</i>				4	2	1		14			2	19	21	1,9 %
<i>Ev. termitophila</i>		1										1	1	0,1 %
<i>Ny. whitmani</i>							3	1	2	3	5	4	9	0,9 %
Total	41		92		265		453		183					
Total por Zona	133				718				183					

4.2 Abundância e Diversidade

Segundo o ISA e SISA, calculados para zona urbana, a espécie *Lu. Longipalpis* (SISA=0,95) foi a mais abundante, seguida de *Ev. sallesi* (0,29); *Sc. sordellii* (0,24); *Ny. whitmani* (0,07) e *Bi. flaviscutellata* (0,03).

Na zona periurbana, as espécies mais abundantes foram: *Lu. longipalpis* (SISA=0,65); *Sc. sordellii* (0,06); *Ev. termitophila* (0,03); *Ev. sallesi* (0,02); *Ps. complexus* e *Mi. peresi* (0,01).

Na zona rural do município, as espécies mais abundantes foram: *Ps. complexus* (SISA=0,40); *Pa. série shannoni* (0,15) e *Ps. davisii* (0,15); *Bi. flaviscutellata* (0,14); *Ny. whitmani* (0,03); e *Lu. longipalpis* (0,02).

A abundância e a classificação final das espécies capturadas nas cinco estações de monitoramento (uma na zona rural, duas na zona periurbana e duas na urbana) no município de Tocantinópolis/TO, está representada na tabela abaixo. (Tabela 2).

Tabela 2: Valor de SISA e classificação final das espécies de flebotomíneos coletadas, município de Tocantinópolis/TO, março de 2006 a junho de 2008.

Espécies	SISA	Classificação Final
<i>Lutzomyia (Lutzomyia) longipalpis</i>	0,989	1°
<i>Sciopemyia Sordellii</i>	0,450	2°
<i>Psychodopygus complexus</i>	0,439	3°
<i>Evandromyia (Barrettomyia) sallesi</i>	0,356	4°
<i>Psathyromyia (Psathyromyia) série shannoni</i>	0,222	5°
<i>Bichromomyia flaviscutellata</i>	0,194	6°
<i>Psychodopygus davisii</i>	0,194	6°
<i>Nyssomyia whitmani</i>	0,178	8°
<i>Evandromyia (Aldamyia) carmelinoi</i>	0,061	9°
<i>Sciopemyia servulolimai</i>	0,056	10°
<i>Micropygomyia (Sauromyia) peresi</i>	0,050	11°
<i>Evandromyia (Aldamyia) termitophila</i>	0,022	12°
<i>Evandromyia (Aldamyia) evandroi</i>	0,017	13°

Analisando as áreas de captura observou-se baixa diversidade específica, sendo que a zona rural apresentou o maior índice de diversidade de Shannon-Weaner ($H' = 0,49$) e o mais alto valor de Equitatividade ($J = 0,58$). Em seguida, os valores de diversidade e equitatividade para zona urbana foram

de $H' = 0,15$ e $J = 0,16$ e valores próximos a esses foram apresentados pela zona periurbana ($H' = 0,13$ e $J = 0,17$). A baixa diversidade se deve à menor riqueza específica e à dominância de determinadas espécies em relação às outras capturadas: *Lu. Longipalpis* no ambiente periurbano e urbano; e *Ps. complexus* na zona rural. Além disso, o teste t de Student, não constatou diferença significativa na diversidade de espécies entre às zonas analisadas (Tabelas 3 e 4).

Tabela 3: Valores de riqueza (S), dos índices de diversidade de Shannon-Wiener (H') e Equitatividade de Shannon (J) nas três zonas de estudo, município de Tocantinópolis/TO, Brasil, de março/2006 até junho/2008.

Índices	ZONAS		
	Periurbana	Urbana	Rural
S	6	9	7
H'	0,13	0,15	0,49
J	0,17	0,16	0,58

Tabela 4: Valores do teste t de Student comparando os índices de diversidade de Shannon (H') para as espécies de flebotomíneos das três zonas de estudo, município de Tocantinópolis/ TO, Brasil, de março/2006 até junho/2008.

Teste t	ZONAS		
	Periurbana	Urbana	Rural
Zona periurbana	*	0.4236 (ns)	6.94437 (ns)
Zona urbana		*	8.7365 (ns)
Zona rural			*

(ns) = não significativo ao nível de 5%.

Foram identificadas 13 espécies (nove ocorrendo na zona urbana, seis na zona periurbana e sete na zona rural) pertencentes a sete gêneros e cinco subgêneros. (Figuras 18, 19 e 20).

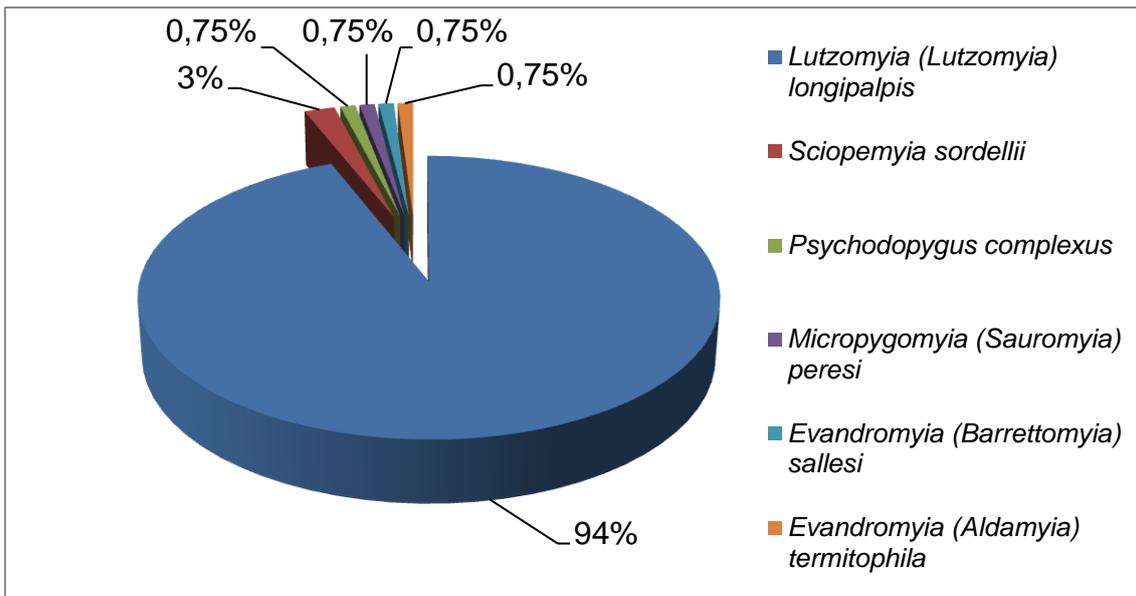


Figura 18: Espécies de flebotomíneos, capturados com os respectivos percentuais na zona periurbana, município de Tocantinópolis/TO, Brasil, de março de 2006 a junho de 2008.

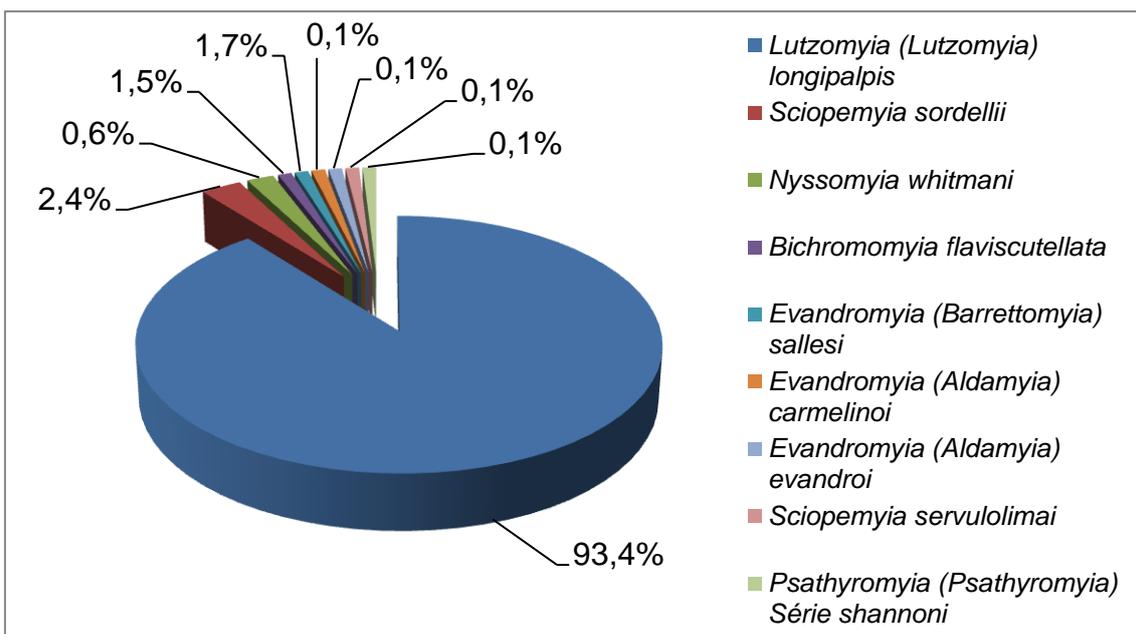


Figura 19: Espécies de flebotomíneos, capturados com os respectivos percentuais na zona urbana, município de Tocantinópolis/TO, Brasil, de março de 2006 a junho de 2008.

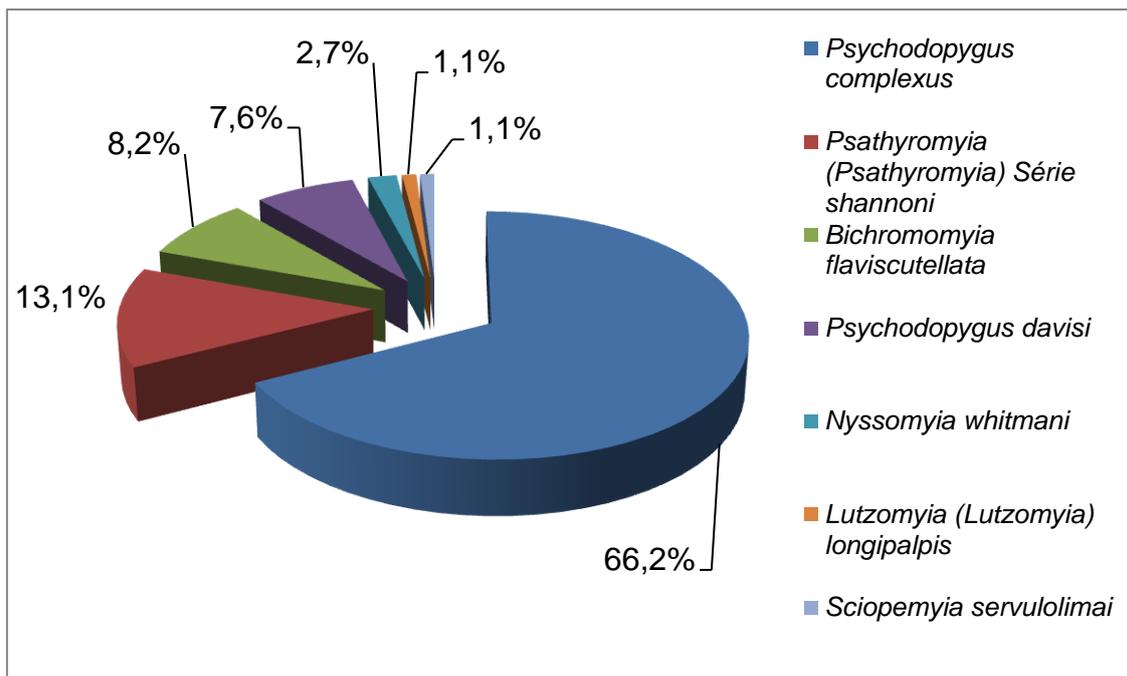


Figura 20: Espécies de flebotomíneos, capturados com os respectivos percentuais na zona rural, município de Tocantinópolis/TO, Brasil, de março de 2006 a junho de 2008.

Comparando-se cada uma das três zonas, foi observado que o IS de maior valor foi de 0,63 quando comparado as zonas urbana e rural, que apresentaram cinco espécies em comum: *Bi. flaviscutellata*, *Lu. longipalpis*, *Sc. servulolimai*, *Pa. (Psa.) Série shannoni* e *Ny. whitmani*. O segundo maior valor foi apresentado pelas zonas periurbana e urbana com IS = 0,40. As zonas urbanas e a periurbana apresentaram em comum as espécies: *Lu. longipalpis*, *Sc. sordellie* e *Ev. sallesi*. A zona periurbana e a rural apresentaram apenas duas espécies em comum: *Ps. complexus* e *Lu. longipalpis* e a menor similaridade (IS = 0,31) (Tabela 5 e Figura 21). *Lu. longipalpis* foi a única espécie encontrada nas três zonas de estudo.

Tabela 5: Índice de similaridade de Sørensen (IS) entre as zonas urbana, periurbana e rural, município de Tocantinópolis/TO, Brasil, de março de 2006 a junho de 2008.

IS	Zona urbana	Zona periurbana	Zona rural
Zona urbana	*	0.40	0.63
Zona periurbana		*	0.31
Zona rural			*

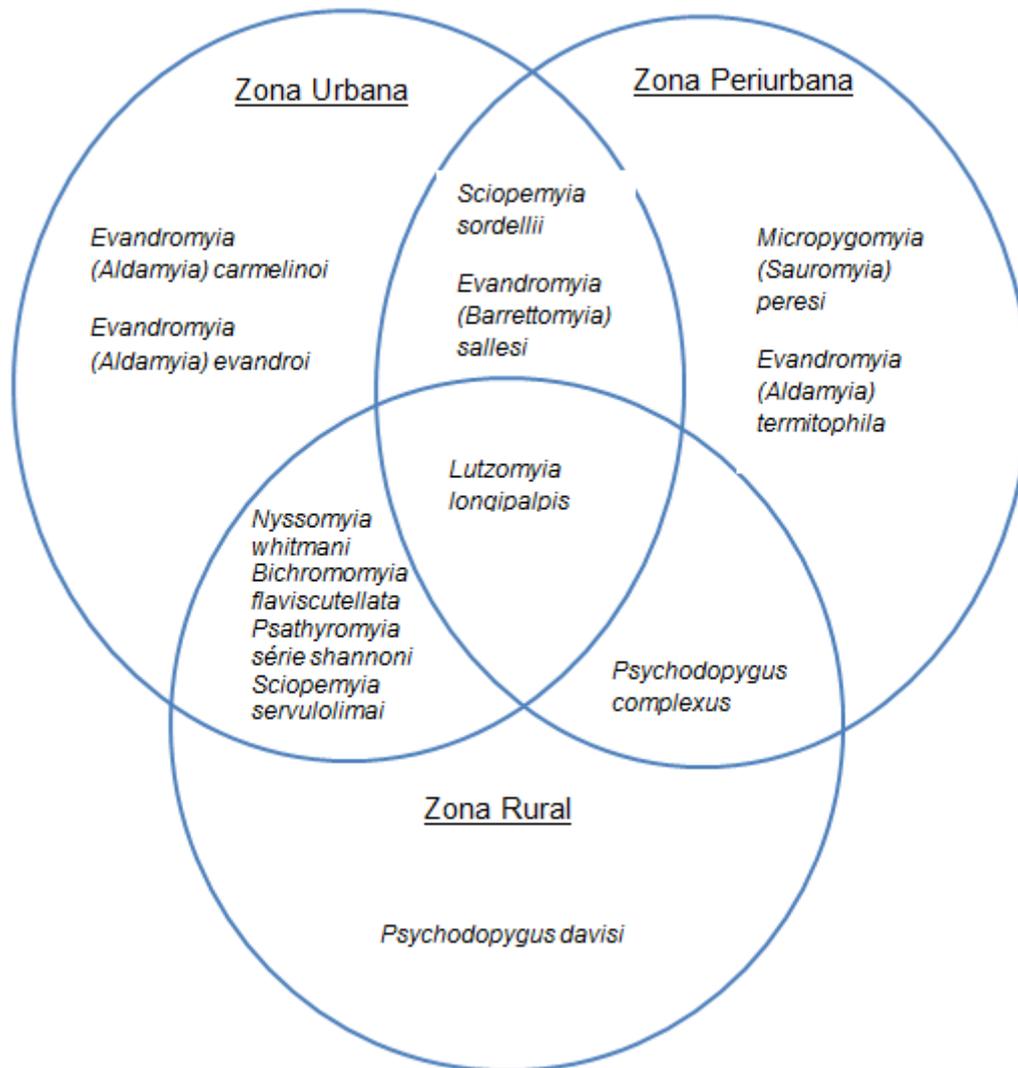


Figura 21: Espécies de flebotomíneos encontradas simultaneamente e exclusivamente nas zonas urbana, periurbana e rural, município de Tocantinópolis/TO, Brasil, de março de 2006 a junho de 2008.

Dentre as espécies identificadas, os potenciais vetores de agentes etiológicos de leishmanioses são: *Ny. whitmani*, *Lu. (Lut.) longipalpis*, *Ps. complexus* e *Bi. flaviscutellata*, três delas na zona urbana, duas na periurbana e todas ocorrendo na zona rural (Figuras 22, 23 e 24).

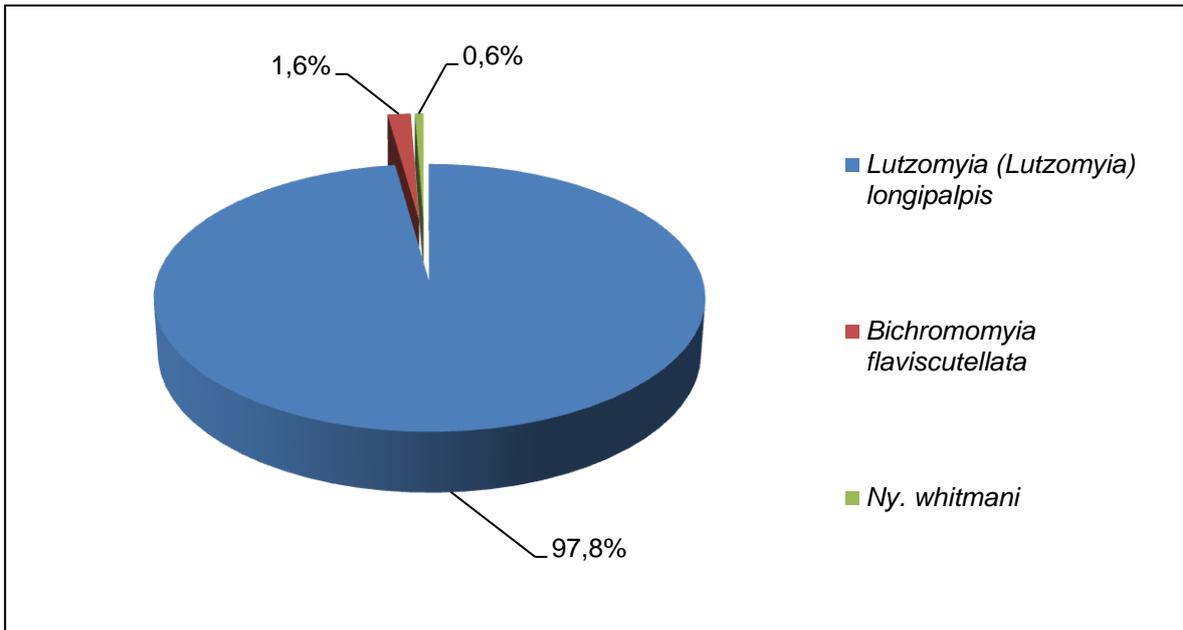


Figura 22: Espécies de flebotomíneos, potenciais vetores de agentes etiológicos de leishmanioses, capturadas na zona urbana, município de Tocantinópolis/TO, Brasil, no período de março de 2006 a junho de 2008.

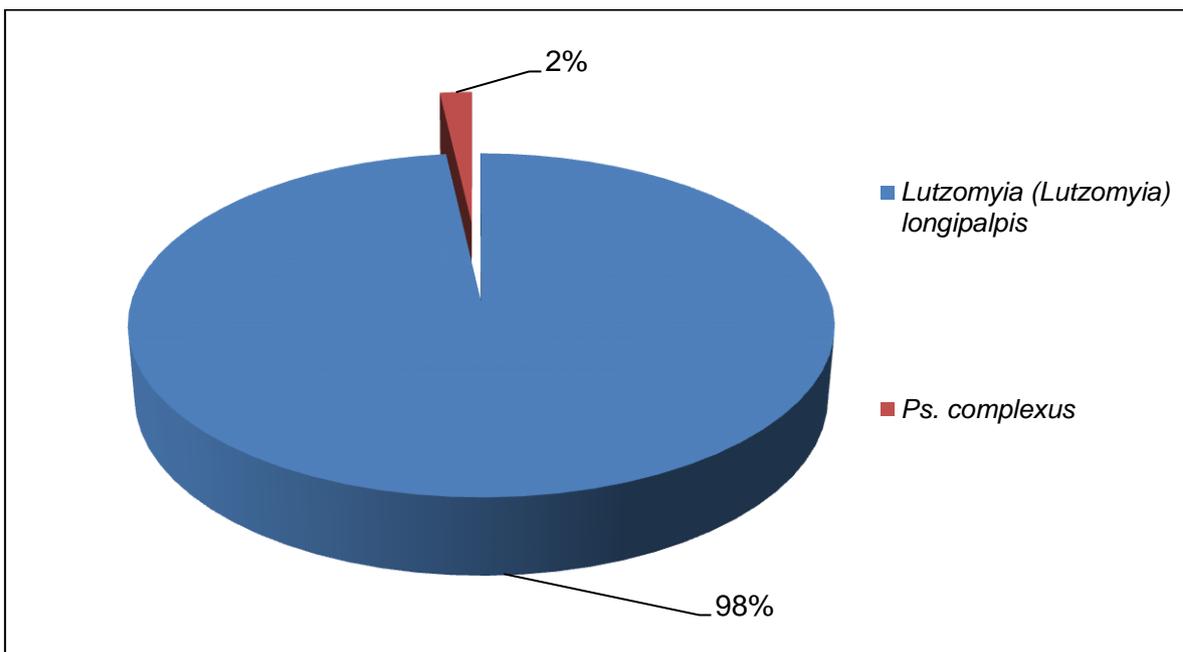


Figura 23: Espécies de flebotomíneos, potenciais vetores de agentes etiológicos de leishmanioses, capturadas na zona periurbana, município de Tocantinópolis/TO, Brasil, no período de março de 2006 a junho de 2008.

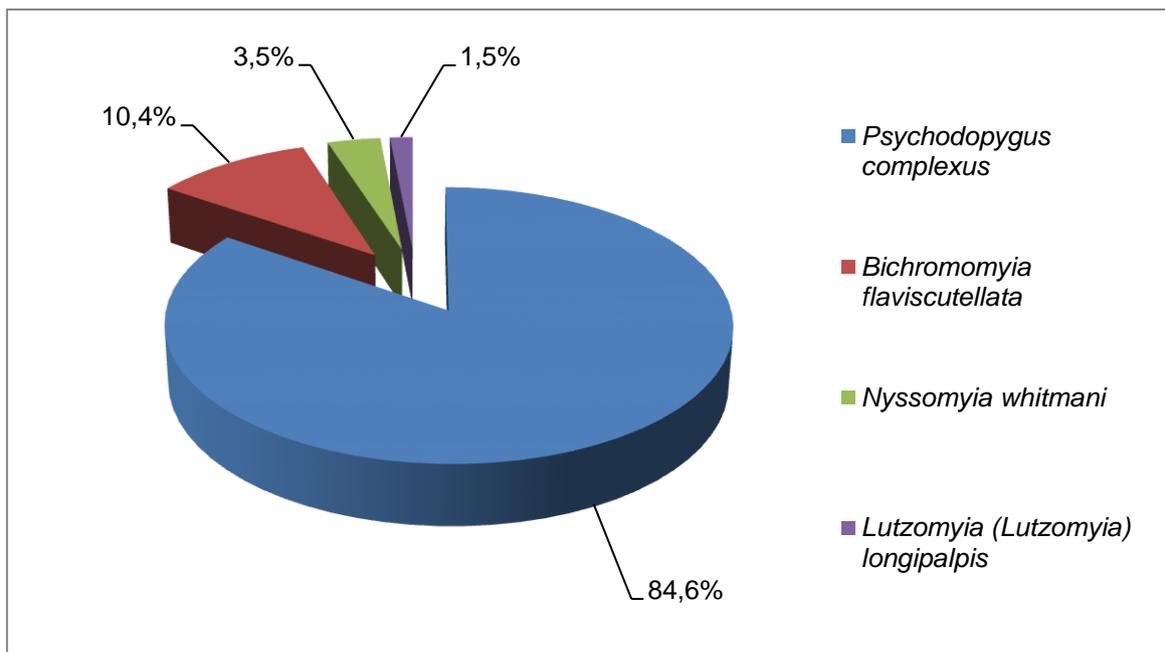


Figura 24: Espécies de flebotomíneos, potenciais vetores de agentes etiológicos de leishmanioses, capturadas na zona rural do município de Tocantinópolis/TO, Brasil, no período de março de 2006 a junho de 2008.

4.3 Frequência Sazonal dos Flebotomíneos

Das quatro espécies vetoras identificadas nas zonas urbana, periurbana e rural do município, *Lu. longipalpis* foi a única espécie que apresentou uma curva sazonal durante todo o período de coleta. Entretanto nas zonas urbana e periurbana, nos meses de agosto e setembro de 2006 houve um aumento significativo na densidade populacional desta espécie. Na zona urbana, o mês de dezembro de 2007 foi o de maior densidade populacional de *Lu. Longipalpis* ao longo do estudo.

A zona rural apresentou todas as espécies vetoras encontradas no estudo, sendo *Lu. longipalpis* a que apresentou menor abundância e *Ps. complexus* a mais abundante, apresentando um número elevado de indivíduos no mês de maio de 2007. Nos gráficos referentes a estes resultados, foram separadas as espécies vetoras das demais, a fim de mostrar a variação sazonal (Figuras 25, 26 e 27).

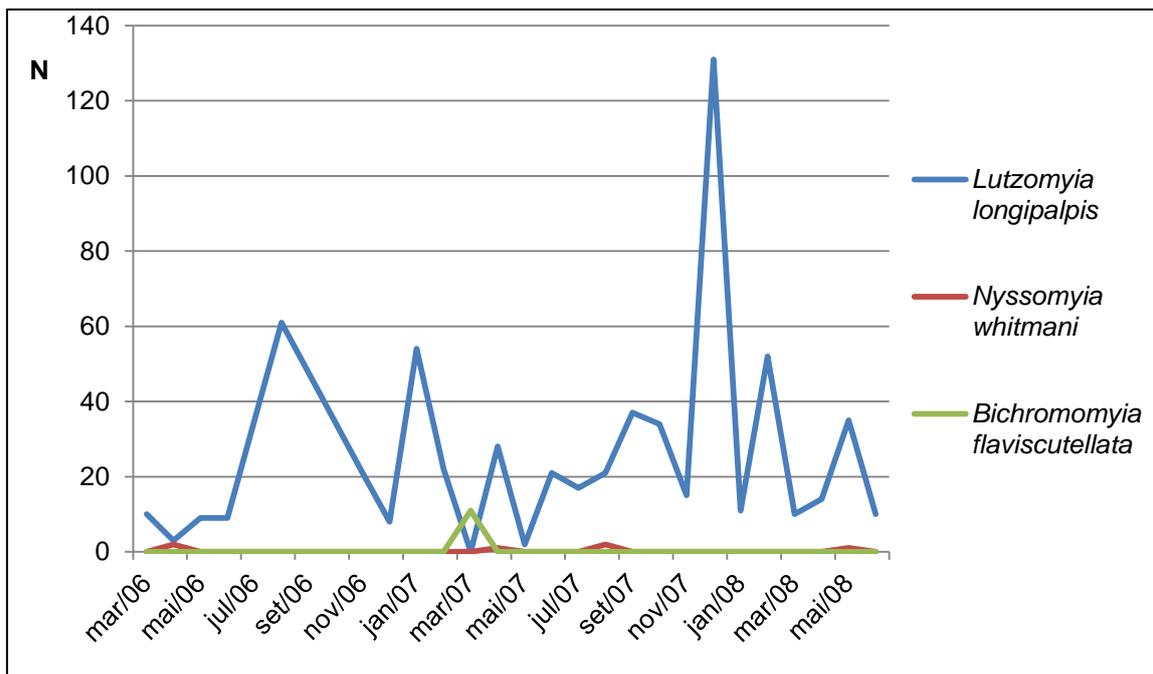


Figura 25: Sazonalidade das espécies vetoras na área urbana, município de Tocantinópolis/TO, Brasil, no período de março de 2006 a junho de 2008.

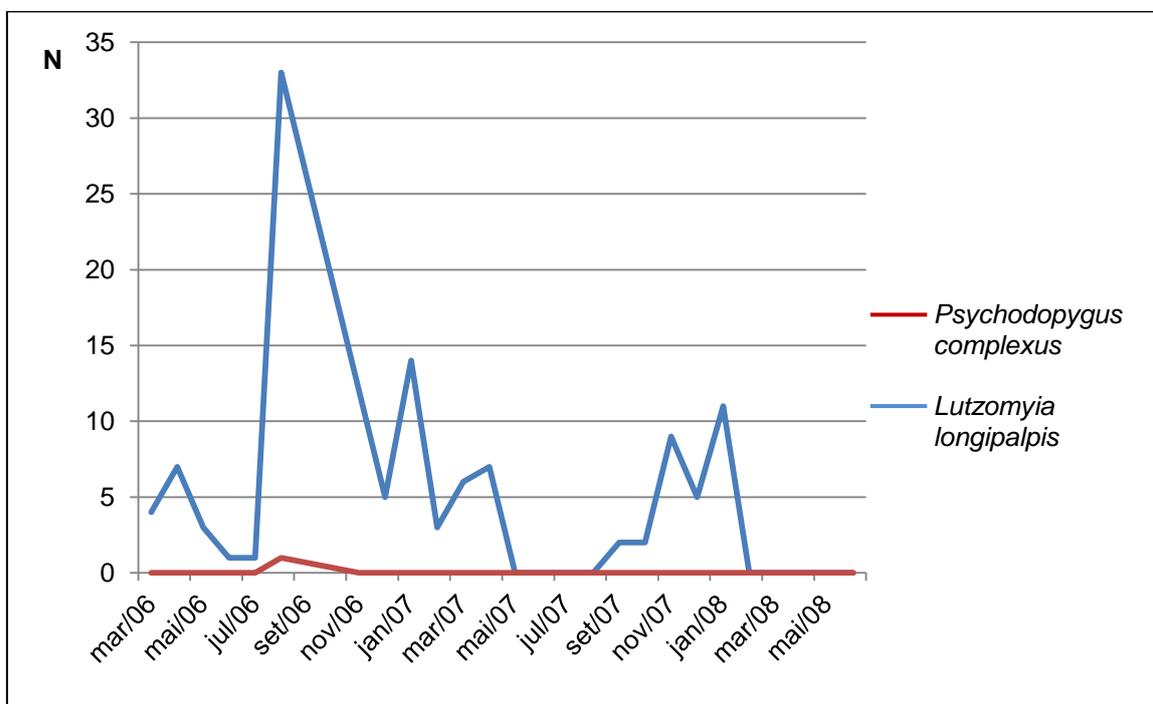


Figura 26: Sazonalidade das espécies vetoras na área periurbana, município de Tocantinópolis/TO, Brasil, no período de março de 2006 a junho de 2008.

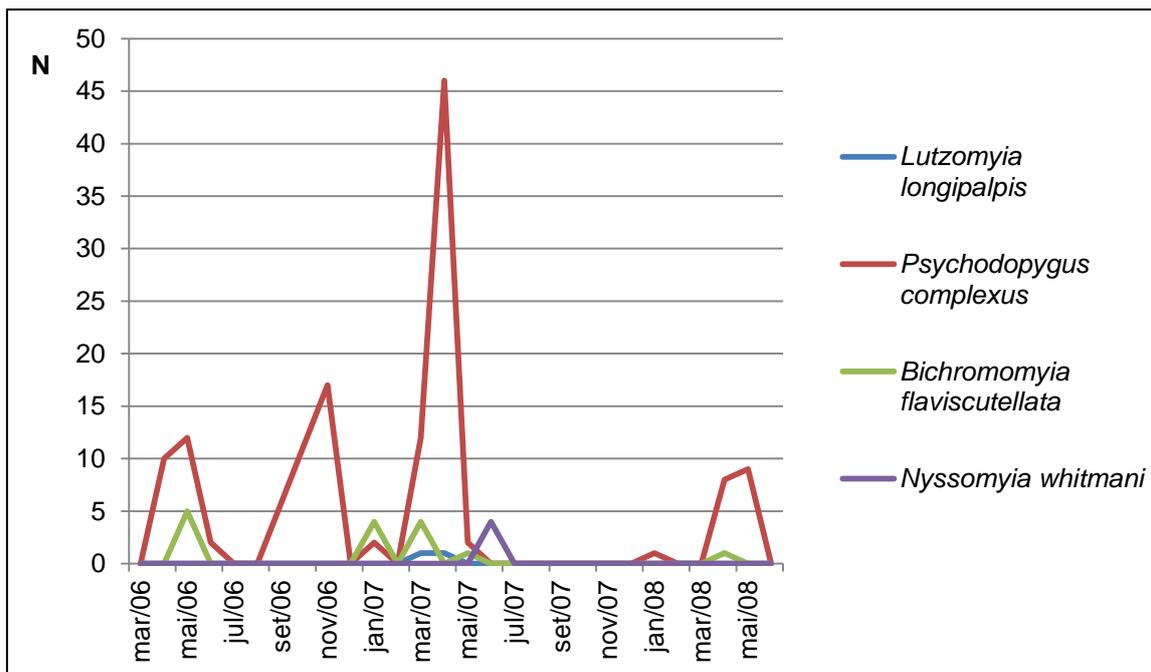


Figura 27: Sazonalidade das espécies vetoras na área rural, município de Tocantinópolis/TO, Brasil, no período de março de 2006 a junho de 2008.

Durante o período do estudo o valor médio da umidade relativa do ar foi 75% (Figura 28). Com relação à precipitação pluviométrica, o valor médio registrado foi de 147mm, com variação de 0,2mm a 488mm (Figura 29). No que se refere à temperatura média foi de 25,4°C, sendo a média máxima mensal registrada de 26,9°C e a mínima de 24,1°C (Figura 28). Estes dados foram obtidos da Estação Climatológica Principal de Araguaína - TO do Instituto Nacional de Meteorologia - INMET, estação mais próxima do município de Tocantinópolis, localizado a 149,7 quilômetros de distância.

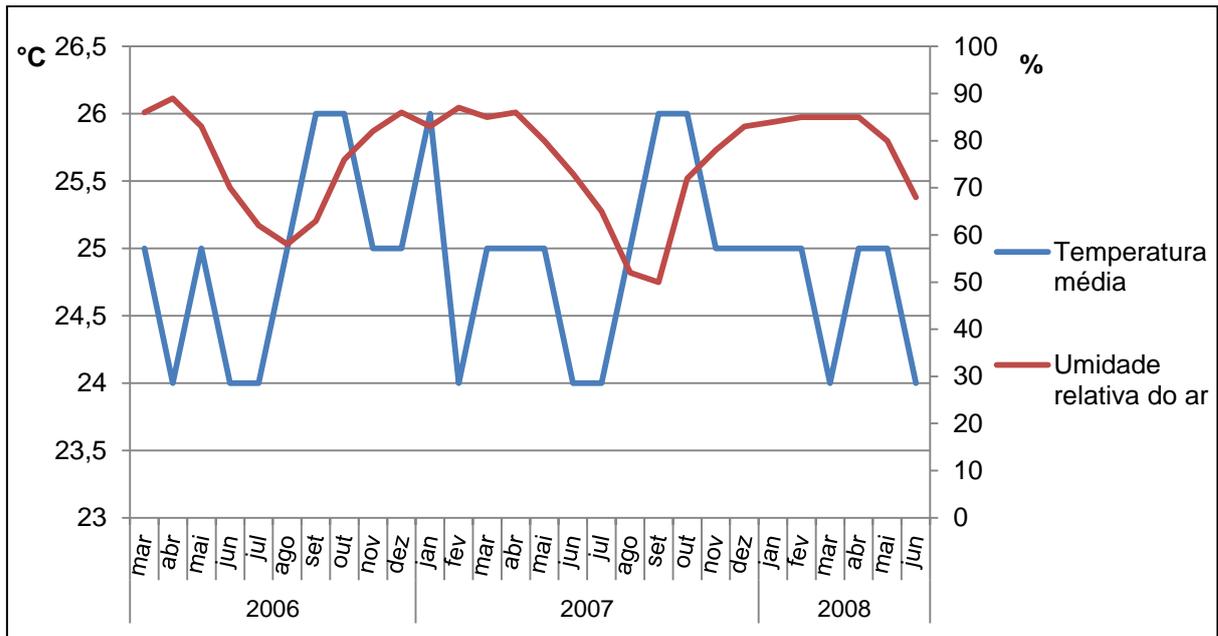


Figura 28: Temperatura média mensal e média mensal da umidade relativa do ar (%), município de Tocantinópolis/TO, Brasil, no período de março de 2006 a junho de 2008.

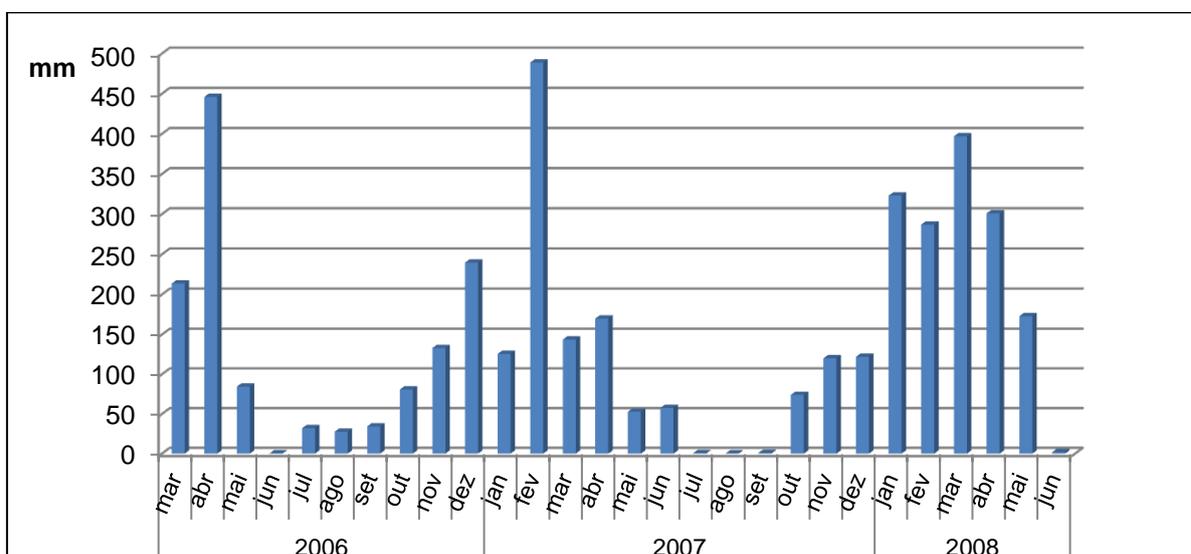


Figura 29: Precipitação total mensal, município de Tocantinópolis/TO, Brasil, no período de março de 2006 a junho de 2008.

As figuras 30, 31 e 32 ilustram a densidade populacional de *Lu. longipalpis*, *Ps. complexus*, *Bi. flaviscutellata* e *Ny. whitmani*, respectivamente, comparada a variação de temperatura, umidade e pluviosidade no período do estudo, onde foi encontrado o maior número de *Lu. longipalpis* em julho e

agosto de 2006 e dezembro de 2007, *Ps. complexus* em abril de 2007, *Bi. flaviscutellata* em março de 2007 e *Ny. whitmani* apresentou um número muito baixo de indivíduos. Não houve correlação entre densidade de vetores e os fatores abióticos locais.

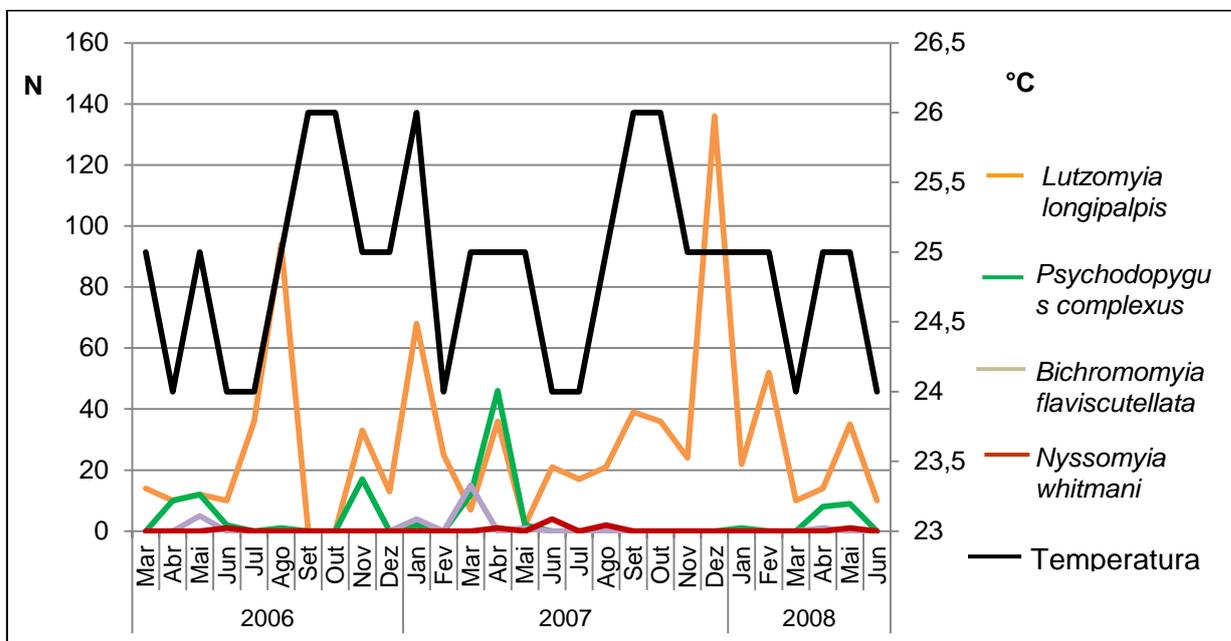


Figura 30: Dados das médias de Temperatura e dos valores absolutos (N) das quatro espécies vetoras, considerando as três zonas de estudo, município de Tocantinópolis/TO, Brasil de março de 2006 a junho de 2008.

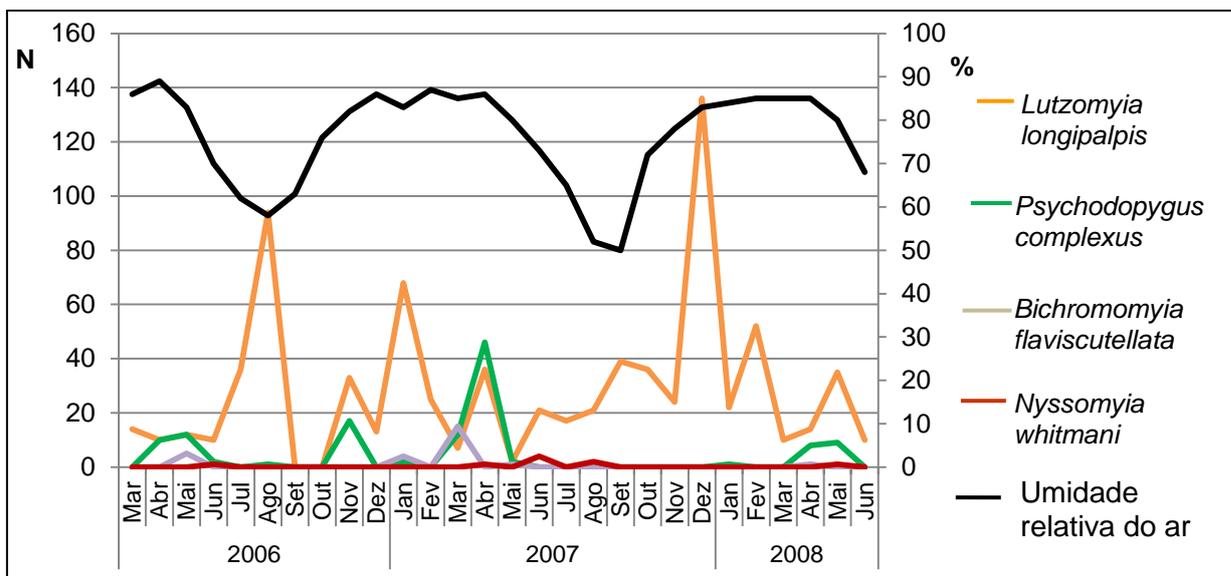


Figura 31: Dados de umidade relativa do ar (%) e dos valores absolutos (N) das quatro espécies vetoras, considerando as três zonas de estudo, município de Tocantinópolis/TO, Brasil, de março de 2006 a junho de 2008.

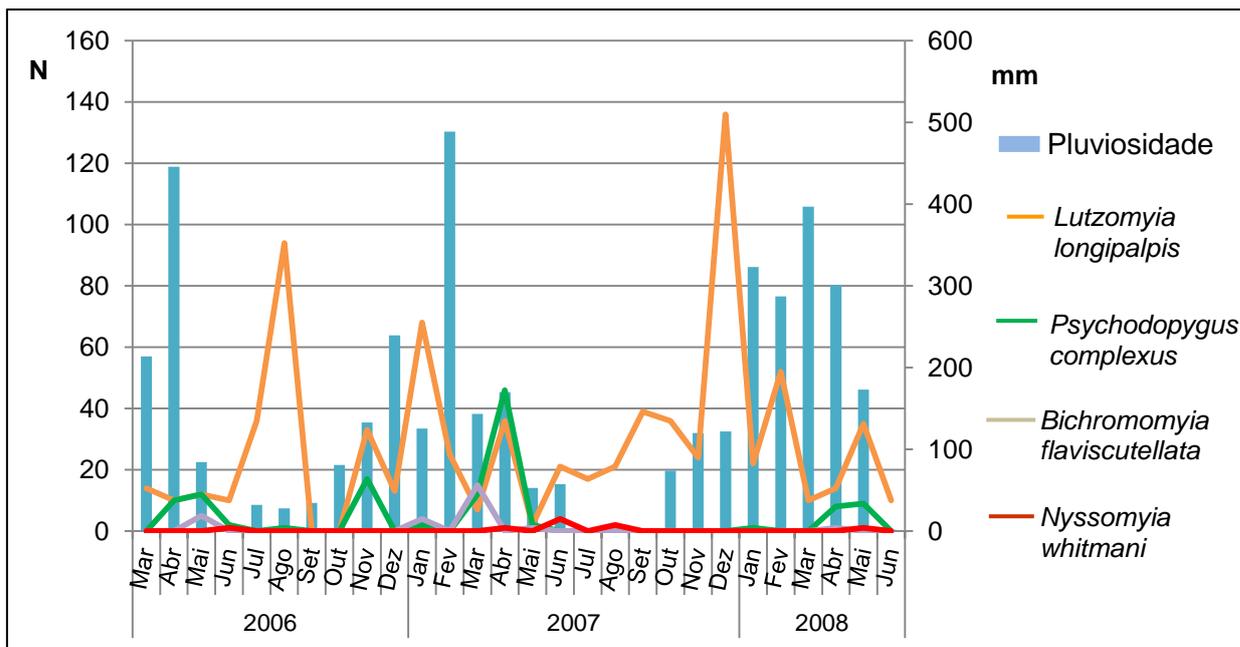


Figura 32: Dados de precipitação pluviométrica e dos valores absolutos (N) das quatro espécies vetoras, considerando as três zonas de estudo, município de Tocantinópolis/TO, de março de 2006 a junho de 2008.

5. DISCUSSÃO

Tocantinópolis é classificado como município de transmissão intensa para LVA, registrando nos anos de 2005 a 2013 um total de 3.352 casos (SINANET/SESAU-TO, 2014).

O processo de urbanização desordenado, associado com a modificação do meio ambiente, tem apresentado mudanças no padrão de transmissão das leishmanioses. Nas últimas décadas, destacam-se surtos de leishmaniose visceral nas cidades de Santarém (PA), Corumbá (MS), Natal (RN), São Luís (MA), Terezina (PI), Belo Horizonte (MG), Araçatuba (SP), Rio de Janeiro (RJ), Fortaleza (CE), Camaçari (BA), Três Lagoas (MS) e Campo Grande (MS), com cerca de 1600 municípios apresentando transmissão autóctone (BRASIL, 2013).

O primeiro registro relacionado a descrição de espécies de flebotomíneos ocorreu no Estado de Goiás (BARRETO, 1946) (MARTINS et al., 1962, 1964, 1975). Posteriormente, coletas destes insetos em três municípios (Alvorada, Itacajá e São Sebastião) no Tocantins, durante os meses de maio de 1984 e julho de 1985 detectaram a ocorrência de treze espécies, sendo *Ny. whitmani* a mais frequente e dentre estas apenas quatro não foram coletadas no presente estudo *Lutzomyia (Tricholateralis) gomezi* (Nitzulescu, 1931), *Micropygomyia (Sauromyia) oswaldoi* (Mangabeira, 1942), *Psathyromyia (Psathiromyia) punctigeniculata* (Floch & Abonnenc, 1944) e *Evandromyia (Barrettomyia) teratodes* Martins, Falcão & Silva, 1964 (LUSTOSA et al., 1986).

ANDRADE-FILHO et al., 2001, em coletas esporádicas nos municípios de Paraíso do Tocantins, Monte do Carmo, Porto Nacional e Monte Santo relataram trinta e duas espécies de flebotomíneos, sendo a maior diversidade de espécies capturadas na mata e o maior número de insetos na área do peridomicílio. Os autores também citaram espécies potenciais vetoras de leishmanioses. Os mais recentes trabalhos publicados foram realizados em Porto Nacional, área sob influência da Usina Hidrelétrica (VILELA et al., 2011) e Guaraí, área endêmica de LTA (VILELA et al., 2013).

A ocorrência de treze espécies identificadas de flebotomíneos demonstra a diversidade da fauna do município de Tocantinópolis. A zona urbana do município apresentou maior número de exemplares capturados e

maior riqueza específica, em relação à zona periurbana e rural, enquanto a zona rural apresentou maior diversidade. Estes números indicam a adaptação dos flebotomíneos em ambientes que sofreram modificações pelo homem. Fato semelhante foi observado por ANDRADE-FILHO et al. (2001), que comparou populações dos ecótopos mata e peridomicílio, onde o primeiro apresentou resultados semelhantes aos encontrados na zona rural, por conseguinte o peridomicílio teve maior associação com a zona urbana. Já com relação às pesquisas realizadas por VILELA et al., (2013) em Guaraí, também município do estado do Tocantins, os resultados mostraram que a zona rural do município apresentou maior número de indivíduos e maior diversidade de espécies, quando comparada com a zona urbana.

No que se refere à sazonalidade das espécies vetoras, alguns estudos sugerem que as maiores densidades de flebotomíneos correspondem a períodos de alta precipitação, atingindo valores máximos pouco tempo depois das estações chuvosas, quando a temperatura está o mais baixa, configurando ótimos períodos para a atividade dos insetos (SHERLOCK, 1964; SHERLOCK & GUITTON, 1969; WILLIAMS, 1965; ZELEDON & GUTIERREZ, 1984; RESENDE et al., 2006). Vale destacar que no presente estudo, estas evidências não foram observadas, não havendo correlação entre densidade de vetores e os fatores abióticos locais, índices pluviométricos, umidade relativa do ar e temperatura.

Com relação aos vetores de agentes patogênicos das leishmanioses destaca-se o encontro de três espécies associadas à transmissão de LTA: *Nyssomyia whitmani*, *Psychodopygus complexus* e *Bichromomyia flaviscutellata*, além do mais importante vetor de LVA, *Lutzomyia (Lutzomyia) longipalpis*.

Nyssomyia whitmani teve seu primeiro relato como vetor do agente etiológico da LTA no Estado de São Paulo, quando foi encontrado infectado por flagelados, possivelmente leishmânias (PESSOA & COUTINHO, 1941), sendo a mesma encontrada frequentemente em zonas florestais desmatadas (BARRETO, 1943). Outros estudos sobre a ecologia da espécie revelaram aspectos relativos a criadouros naturais, variação mensal e adaptação ao domicílio (FORATTINI, 1960).

De acordo com diversos estudos, *Ny. whitmani* é incriminado como o principal transmissor de *L. (V.) braziliensis* no Brasil (LAINSON & SHAW, 1998; RANGEL & LAINSON, 2003). Estudos realizados por COSTA (2007) demonstraram ampla distribuição geográfica deste flebotomíneo, tendo sido a sua ocorrência em vinte e seis estados brasileiros, sendo Santa Catarina o único estado sem representação da espécie, e Tocantins um dos quatro estados com maior distribuição desta espécie.

No norte do Brasil, *Ny. whitmani* foi apontada como silvestre, sendo coletada sobre o tronco e copa das árvores de grande porte, além de apresentar pouca antropofilia (LAINSON&SHAW, 1979). Posteriormente, novos estudos confirmaram tais observações e sugeriram que se a espécie picasse o homem, só o faria em condições especiais (READY, 1986; SHAW et. al., 1991).

Neste trabalho, *Ny. whitmani* apresentou distribuição na zona urbana e rural. Com relação ao número total de espécies coletadas na área rural, a presença de *Ny. whitmani* foi claramente maior, justificada por ser uma espécie mais próxima do ambiente silvestre, como já indicado por outros autores (BARRETO, 1943; FORATTINI, 1960, 1973; LAINSON, 1979; COSTA, 2005).

A espécie apresentou picos populacionais na zona rural, em junho e julho de 2007 na zona urbana, em abril de 2006 e agosto de 2007, corroborando estudos anteriores que registraram picos populacionais desta espécie em diferentes épocas do ano (MAYO et al., 1998; LUZ et al., 2000; TEODORO et al., 2003). A flutuação na abundância populacional desta espécie pode ser explicada, provavelmente, pelo fato de a espécie apresentar comportamento diferenciado, de acordo com o habitat onde é encontrada.

Psychodopygus complexus teve apenas um exemplar na zona periurbana e um número elevado na zona rural, representando 84,6% das espécies potenciais vetoras de agentes das leishmanioses. Com picos populacionais nos meses de abril, maio e novembro de 2006, março e abril de 2007, abril e maio de 2008.

É uma espécie de hábitos silvestres, altamente antropofílica e que está diretamente ligada a áreas de floresta primária, onde a sua densidade é alta, seguindo o padrão comportamental do subgênero, onde está inserida (AZEVEDO, et al., 2002; GIL, 2003; RANGEL & LAINSON, 2009; GARCEZ, 2009). WARD et al., (1973) investigaram a alta incidência de LTA em

trabalhadores que construíam uma estrada para uma mina em Serra dos Carajás, Estado do Pará. Investigações entomológicas foram realizadas e os resultados mostraram que a maioria dos casos humanos estiveram associados à presença de *Ps. complexus*, indicando-a como potencial espécie transmissora (WARD, 1973). SHAW et al., (1991) capturaram no Estado do Pará *Ps. complexus* naturalmente infectados com tripanossomatídeos que foram positivamente identificados como *Leishmania (Viannia) braziliensis*. Recentemente em Tocantins, no município de Guaraí, esse vetor foi encontrado naturalmente infectado através de PCR multiplex, onde detectou-se a presença de *Leishmania (Viannia) braziliensis* (VILELA et al., 2013).

Bichromomyia flaviscutellata possui ampla distribuição geográfica, podendo ser encontrada em diferentes habitats. Foi coletada na área urbana, com onze exemplares no mês de março de 2007 e na área rural nos meses de maio de 2006, janeiro, março e maio de 2007 e abril de 2008.

Essa espécie é comprovadamente vetor de *Leishmania (Leishmania) amazonensis*, agente etiológico da forma clínica da leishmaniose cutânea anérgica difusa. É importante ressaltar, que houve relato de três casos humanos autóctones de leishmaniose cutânea difusa no Estado do Tocantins, e que nesses municípios com registro de casos, constatou-se a presença do vetor. (RANGEL & LAINSON, 2003, 2009; FOUQUE et al., 2007).

Lutzomyia (Lutzomyia) longipalpis é a espécie incriminada como a principal vetora de *Leishmania (Leishmania) infantum chagasi*, agente etiológico da LVA no continente americano (DEANE, 1956; LAINSON et al., 1977; LAINSON & SHAW, 1979; RYAN et al., 1986; LAINSON & RANGEL, 2003, 2005).

Os estudos sobre LVA no Brasil tiveram início em 1934 quando Penna, estudando a febre amarela, encontrou leishmânias em fragmentos de fígado de algumas pessoas, cujos óbitos eram suspeitos de terem sido por febre amarela. Em 47.000 exames realizados, 41 deles foram positivos para leishmânias (LAINSON & RANGEL, 2003, 2005).

CHAGAS (1936), em Sergipe, relatou um caso autóctone de LVA e, posteriormente, em 1938, no Estado do Pará, registrou casos humanos e caninos desta enfermidade, sendo *Lu. longipalpis* o flebotomíneo sugerido como vetor (CHAGAS et al., 1938).

DEANE & DEANE (1954a) trouxeram contribuições relevantes para o estudo da epidemiologia da LVA no Brasil, no qual obtiveram a infecção experimental de *Lu. Longipalpis* quando foram alimentados em raposas e cães infectados, bem como em pacientes. Ainda em estudos epidemiológicos, DEANE (1956) observou que a distribuição espacial do vetor coincidia com a da doença, uma vez que este flebotomíneo correspondia a 97% dos exemplares capturados, com elevada incidência nos domicílios das áreas de transmissão.

LAINSON (1985) no Estado do Pará, detectou taxa de infecção natural de flebotomíneos variando entre 7% e 14%, sendo os exemplares de *Lu. longipalpis* coletados nas residências com pessoas e cães doentes.

Estudos pioneiros de DEANE (1956), sobre a epidemiologia da LVA no Ceará, descreveram raposas infectadas com amastigotas e a forte atração exercida pelos flebotomíneos que se tornavam infectados, sugerindo estes mamíferos como reservatórios primários na LVA. Também foi demonstrado que *Lu. longipalpis* picava ativamente cães. Através de xenodiagnóstico, observou-se que cerca de 30% dos flebotomíneos se infectam, aspecto relevante para sugerir que o cão é uma importante fonte de infecção para o vetor no ambiente domiciliar (GENARO, 1993; MILES et al., 1999; GRADONI, 1999; FRANÇA-SILVA et al., 2003; CAMARGO-NEVES, 2004).

A presença de *Lu. longipalpis* indica sua participação nos ciclos de LVA no município de Tocantinópolis. Esta espécie foi a que apresentou o maior número de espécimes capturados, sendo a maioria na área urbana e periurbana, que juntas totalizaram 745 indivíduos. Apresentou maior densidade populacional durante os meses de agosto, setembro e outubro de 2006, fevereiro e abril de 2007, dezembro e fevereiro de 2008 na área periurbana. Já na área rural foram os meses de julho, agosto, novembro de 2006, janeiro, fevereiro, abril, setembro, outubro de 2007, com o maior pico populacional em dezembro de 2007 e fevereiro de 2008, apresentando comportamento sazonal durante todo o período do estudo.

No município de Tocantinópolis o ambiente peridomiciliar possui atrativos para o desenvolvimento e manutenção de *Lu. longipalpis*, como a presença de abrigos de animais domésticos (notadamente chiqueiros e galinheiros). Há ainda que se registrar o acúmulo de matéria orgânica em

decomposição de origem vegetal, assim como lixo, tornando o ambiente adequado para o desenvolvimento das formas imaturas. Estas características, aliadas ao registro de espécies vetoras de leishmanioses, contribuem para a ocorrência de casos humanos de LVA, uma vez que o vetor está adaptado às condições.

Claramente, o maior registro de casos de LVA no ambiente urbano pode ter uma forte correlação com a maior frequência de *Lu. longipalpis* neste ambiente, sustentando a hipótese do processo de urbanização do vetor. Recentemente, AFONSO (2013) relatou que Tocantinópolis é uma área de transmissão intensa para LVA, com a presença de cães positivos, sendo *Lu. longipalpis* a espécie com maior registro (90%).

6. CONCLUSÃO

Foram identificadas em Tocantinópolis, treze espécies de flebotomíneos pertencentes aos gêneros: *Bichromomyia*, *Evandromyia*, *Lutzomyia*, *Micropygomyia*, *Psychodopygus* e *Sciopemyia*, além de cinco subgêneros. Quatro espécies foram consideradas potenciais vetores de agentes etiológicos das leishmanioses: *Lu. longipalpis* para LVA, *Ny. whitmani*, *Ps. complexus* e *Bi. flaviscutellata* para LTA.

Do total de espécimes capturados, a zona urbana foi a que apresentou maior densidade populacional de flebotomíneos. Além disso, foi área de maior diversidade. *Lutzomyia longipalpis*, a principal espécie vetora do patógeno de LVA no Tocantins, ocorreu em todas as estações de monitoramento e foi a mais abundante nas zonas urbana e periurbana. Já na zona rural, a mais abundante foi *Ps. complexus*.

Nyssomyia whitmani e *Bichromomyia flaviscutellata* foram capturadas esporadicamente, não apresentaram diferenças significativas quanto ao número de espécimes coletados nas zonas urbana e rural do município. Sugere-se a participação de *Ny. whitmani* no ciclo de transmissão de LTA e reforça-se o papel de *Lu. longipalpis* como vetor do agente etiológico de LVA no município de Tocantinópolis.

Durante o período de estudo, nas três áreas de monitoramento, a densidade populacional dos flebotomíneos acompanhou os períodos quentes e úmidos da região. De acordo com os dados pluviométricos, as espécies *Ny. whitmani* e *Bi. flaviscutellata* pouco variaram em relação *Ps. complexus* e *Lu. longipalpis* que apresentaram aumento populacional nos períodos chuvosos do estado.

REFERÊNCIAS

AFONSO, M. **Estudos sobre *Lutzomyia (Lutzomyia) longipalpis***: hábitos alimentares, infecção natural por *Leishmania (Leishmania) infantumchagasiae* correlação com a expansão da leishmaniose visceral americana. 2013. 152 f. Tese (Doutorado) – Escola Nacional de Saúde Pública Sergio Arouca, Rio de Janeiro, 2013.

ALENCAR, J.E.; DIETZE, R. Leishmaniose visceral (Calazar). **Doenças infecciosas e parasitárias**, Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, v. 8, p. 706-717, 1991.

ALEXANDER, J.B. Dispersal of phlebotomine sandflies (Diptera: Psychodidae) in a Colombia coffee plantation. **Journal of Medical Entomology**, v. 24, p. 552-558, 1987.

ALEXANDER, B.; USMA, M.C. Potential sources of sugar for the phlebotomine sandfly *Lutzomyia youngi* (Diptera: Psychodidae) in a Colombian coffee plantation. **Ann Trop Med Parasitol**, v. 88, n. 5, p. 543-549, 1994.

ALVAR J.; VÉLEZ I.D.; BERN C.; HERRERO M.; DESJEUX P.; CANO J.; JANNIN J.; DEN BOER M.; WHO Leishmaniasis Control Team. Leishmaniasis worldwide and global estimates of its incidence. **PLoS One**. 7(5): e35671. doi:10.1371/journal.pone.0035671, 2012.

ANDRADE-FILHO, J.D.; VALENTE, M.B.; ANDRADE, W.A.; BRAZIL R.P.; FALÇÃO A.L.; Flebotomíneos do Estado do Tocantins, Brasil (Diptera: Psychodidae). **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, v. 34, n.4, p. 323-329, 2001.

ARAGÃO, H.B. Transmissão da leishmaniose no Brasil pelo *Phlebotomus intermedius*. **Brasil Médico**. p. 129–130, 1922.

ASHFORD, R.W.; DESJEUX, P.; DEDT, P. Estimation of population at risk of infection and number of cases of Leishmaniasis. **Parasitol Today**. v. 8, n. 3, p. 104-105, 1992.

AZEVEDO, A.C.R.; SOUZA, N.A.; MENESES, C.R.V.; COSTA, W.A.C.; LIMA, J.B.; RANGEL, E.F. Ecology of sand flies (Diptera: Psychodidae; Phlebotominae) in the north of the state of Mato Grosso, Brazil. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, Rio de Janeiro, v. 97, n. 4, p. 459-464, 2002.

BARRETTO, M.P.; COUTINHO, J.O. Processos de captura, dissecação e montagem de flebótomos. **Animais da Faculdade de Medicina de São Paulo**, v. 16, p. 173–187, 1940.

BARRETO, M.P. **Observações sobre a biologia em condições naturais dos flebótomos do estado de São Paulo (Diptera, Psychodidae)**. 1943. Tese de Livre-Docência, Faculdade de Medicina São Paulo, Universidade de São Paulo, São Paulo, 1943.

BARRETO, M. P. Uma nova espécie de flebótomo do estado de Goiás, Brasil, e chave para determinação das espécies afins (Diptera: Psychodidae). **Revista Brasileirade Biologia**, v. 6, p. 427–434, 1946.

BRASIL MS/SVS. Ministério da Saúde/Secretaria de Vigilância em Saúde/ Departamento de Vigilância Epidemiológica. **Manual de Vigilância de Leishmaniose Visceral**. Brasília: Editora do Ministério da Saúde, 2014.

BRASIL MS/SVS. Ministério da Saúde/Secretaria de Vigilância em Saúde/ Departamento de Vigilância Epidemiológica. **Manual de Vigilância de Leishmaniose Tegumentar Americana** 2ª ed. Brasília: Editora do Ministério da Saúde, 2013.

BRAZIL, R.P.; BRAZIL, G.B. Biologia de Flebotomíneos Neotropicais: Bionomia. **Flebotomíneos do Brasil**. Editora Fiocruz, Capítulo 4, p. 257-274, 2003.

CAMARGO-NEVES, V.L.F. **Aspectos epidemiológicos e avaliação das medidas de controle da leishmaniose visceral americana no Estado de São Paulo, Brasil.** 2004. Tese de Doutorado, Faculdade de Saúde Pública – USP, São Paulo, 2004.

CARVALHO, B.M. **Estudo sobre os Flebotomíneos (Diptera: Psychodidae: Phlebotominae) do Município de Porto Nacional, Estado de Tocantins.** 2008. 68 f. Trabalho Monográfico, Graduação em Ciências Biológicas, Universidade Estácio de Sá, Vargem Pequena, 2008.

CARVALHO, M.R.; VALENÇA, H.F.; SILVA, F.J.; PITA-PEREIRA, D.; ARAÚJO-PEREIRA, T.; BRITTO, C.; BRAZIL, R.P.; BRANDÃO F.S.P. Natural *Leishmania infantum* infection in *Migonemyia migonei* (França, 1920) (Diptera:Psychodidae:Phlebotominae) the putative vector of visceral leishmaniasis in Pernambuco State, Brazil. **Acta Trop**, v. 116, n. 1, p. 108-110, 2010.

CERQUEIRA, N.L. Algumas espécies novas da Bolívia e referência a três espécies de *Haemagogus* (Diptera, Culicidae). **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz** 39: 1-21, 1943.

CHAGAS, E. Primeira verificação em indivíduo vivo da leishmaniose visceral no Brasil. **Brasil Médico**, v. 50, p. 221-222, 1936.

CHAGAS, E.; CUNHA, A.M; FERREIRA, L.C.; DEANE, L.; DEANE, G.; GUIMARÃES, F.N.; 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. 189-229, 1938.

CHIPPAUX, J.P.; PAJOT, F.X.; BARDIER, D. Leishmaniasis in French Guyana. Further data on the ecology of the vector in the cacao forest village. **Entomologie Médicale et Parasitologie**. v. 22, p. 213-218, 1984.

COSTA, J.M.L.; MARSDEN P.D.; LIANOS-CUENTAS, E.A. NETTO, E.M.; CARVALHO, E.M.; BARRAL, A.; ROSA, A.C.; CUBA, C.C.; MAGALHÃES, A. V.; BARRETO, A.C. Disseminated cutaneous leishmaniasis in a field clinic in Bahia, Brazil: A report of eight cases. **American Journal of Tropical Medicine and Hygiene**, v. 89, p. 319-323, 1986.

COSTA, C.H.; STEWART, J.M.; GOMES R.B., GARCEZ, L.M.; RAMOS, P.K.; BOZZA, M.; SATOSKAR, A.; DISSANAYAKE, S.; SANTOS, R.S.; SILVA, M.R.; SHAW, J.J.; DAVID J. R.; MAGUIRE J.R.; Asymptomatic human carriers of *Leishmania chagasi*. **American Journal of Tropical Medicine and Hygiene**. v. 66, n.4, p. 334-337, 2002.

COSTA, S.M. **Estudos de algumas populações brasileiras de *Lutzomyia (Nyssomyia) whitmani* s.l. (Diptera: Psychodidae: Phlebotominae), importante transmissor de agentes da leishmaniose tegumentar americana**. 2005. Tese de Mestrado, Universidade Federal de Viçosa, Viçosa – Minas Gerais, 2005.

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**, v. 102, n. 2, p. 149-153, 2007.

CUPOLILLO, E.; GRIMALDI, G.J.R.; MOMEN, H. Genetic diversity among *Leishmania (Viannia) parasites*. **Ann Trop Med Parasitol**, v. 91, p. 617-626, 1997.

DEANE, L. M.; DEANE, M. P. Encontro de leishmânias nas vísceras e na pele de uma raposa, em zona endêmica de calazar, nos arredores de Sobral, Ceará. **Hospital (Rio de Janeiro)**, v. 45, p. 419-421, 1954a.

DEANE, L.M.; DEANE, M.P. Control of *Phlebotomus longipalpis* by DDT house spraying endemic foci of kala-azar in Ceará. **Revista Brasileira Malariologia e Doenças Tropicais**, 1955.

DEANE, L.M. **Leishmaniose visceral no Brasil**: estudos sobre reservatórios e transmissores realizados no Estado do Ceará. 1956. (Tese da Universidade de São Paulo). Rio de Janeiro, Serviço Nacional de Educação Sanitária, 1956.

DEANE, L. M.; DEANE, L. P. Observações sobre abrigos e criadouros de flebotomos no noroeste do estado do Ceará. **Revista Brasileira Malariologia e Doenças Tropicais**, v. 9, p. 225-246, 1957.

DESJEUX, P. Leishmaniasis. Public Health Aspects and Control. **Clin Dermatol** 14: 417-423. 1996.

FALQUETO, A. **Especificidade Alimentar de Flebotomíneos em Duas Áreas Endêmicas de Leishmaniose Tegumentar no Estado do Espírito Santo**. 1995. Tese de Doutorado, Instituto Oswaldo Cruz, FIOCRUZ, Rio de Janeiro, Brasil. 1995.

FELFILI, J.M.; SILVA-JÚNIOR, M.C.; REZENDE, A.V.; MACHADO, J.W.B.; WALTER, B.M.T.; SILVA, P.E.N.; HAY, J.D. Análise comparativa da florística e fitossociologia da vegetação arbórea do cerrado sensu stricto na Chapada Pratinha, DF-Brasil. **Acta Bot. Bras.** 6: 27-47; 1993.

FORATTINI, O.P. Nota sobre o encontro de leishmanias em roedores silvestres de zona endêmica de leishmaniose no Estado de São Paulo, Brasil. **Rev. Paul. Méd.**, São Paulo, v. 53, n. 2, p. 155, 1958.

FORATTINI, O.P. Novas observações sobre a biologia de flebotomos em condições naturais (Diptera, Psychodidae). **Arquivos da Faculdade de Higiene e Saúde Pública**, v. 25, p. 209-215, 1960.

FORATTINI, O.P. Entomologia Médica, 4º Volume (Psychodidae, Phlebotominae) Leishmaniose e Bartonelose. São Paulo: **Editora Edgard Blücher Ltda e Editora da Universidade de São Paulo**, 1973.

FOUQUE, F.; GABORIT, P.; ISSALY, J. CARINCI, R.; GANTIER J.C.; RAVEL, C.; DEDET, J.P.; . Phlebotomine sand flies (Diptera: Psychodidae) associated with changing patterns in the transmission of the human cutaneous leishmaniasis in French Guiana. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 102, n. 1, p. 35-40, 2007.

FRANÇA-SILVA, J.C.; DA COSTA, R.T.; SIQUEIRA, A.M.; MACHADO-COELHO, G.L.; DA COSTA, C.A.; MAYRINK, W.; VIEIRA, E.P.; COSTA, J.S.; GENARO, O.; NASCIMENTO, E. Epidemiology of canine visceral leishmaniosis in the endemic area of Montes Claros Municipality, Minas Gerais State, Brazil. **Veterinary Parasitology**, v. 13, p. 161-73, 2003.

GALATI, E.A.B. Phylogenetic systematics of Phlebotominae (Diptera, Psychodidae) with emphasis on American groups. **Bol Dir Malariol Saneam Amb** 35 (Supl. 1): 133-142, 1995.

GALATI, E.A.B. Classificação de Phlebotominae. *In*: E.F. Rangel, R. Lainson. **Flebotomíneos do Brasil**. Rio de Janeiro: Fiocruz, p. 23-51, 2003.

GARCEZ, L.M. Etiology of cutaneous leishmaniasis and anthrophilic vectors in Jurití, Pará state, Brazil. **Caderno de Saúde Pública**, Rio de Janeiro, v. 25, n. 10, p. 2291-2295, 2009.

GENARO, O. **Leishmaniose visceral canina experimental**. 1993. Tese de Doutorado, Universidade Federal de Minas Gerais – UFMG, Belo Horizonte, 1993.

GIL, L.H.S. Recent observations on the sand fly (Diptera: Psychodidae) fauna of the state of Rondônia, western Amazônia, Brazil: the importance of *Psychodopygus davisii* as a vector of zoonotic cutaneous leishmaniasis.

Memórias do Instituto Oswaldo Cruz, Rio de Janeiro, v. 98, n. 6, p. 751-755, 2003.

GODOY, R.E. **Estudo sobre os Flebotomíneos (Diptera: Psychodidae: Phlebotominae) do Município de Guaraí, Estado de Tocantins**. 2010. 57 f. Trabalho Monográfico, Graduação em Ciências Biológicas, Universidade Estácio de Sá, Niterói, 2010.

GOVERNO DO ESTADO DO TOCANTINS, - Portal do Cidadão. Economia [2014a]. Disponível em: <http://www.to.gov.br/Economia>. Acesso em Mar., 2015.

GOVERNO DO ESTADO DO TOCANTINS, - Portal do Cidadão. Geografia [2014b]. Disponível em: <http://www.to.gov.br/Geografia>. Acesso em Mar., 2015.

GOVERNO DO ESTADO DO TOCANTINS, - Portal do cidadão. Geração e Fornecimento de Eletricidade [2014c]. Disponível em: <http://www.to.gov.br/Gera%E7%E3o+e+Eletricidade>. Acesso Mar., 2015.

GRADONI, L. Epizootiology of canine leishmaniasis in southern Europe. In: KILLICK-KENDRICK, R. **Canine Leishmaniasis: an update. Proceedings of the International Canine Leishmaniasis**. Barcelona, Espanha: Ed. Hoechst Roussel, p. 32-39. 1999.

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

INSTITUTO BRASILEIRO DE GEOGRAFIA E ESTATÍSTICA – IBGE. Contagem da População 2014, Tocantins. Disponível em: <http://www.ibge.gov.br/home/estatística/população.shtm>. Acesso em fevereiro 2015.

KILLICK-KENDRICK, R. Recent advances and outstanding problems in the biology of phlebotomine sandflies . A Review. **Acta Tropica**, v. 35, n. 4, p. 297-313, 1978.

KILLICK-KENDRICK R. Anti-feeding effects of synthetic pyrethroids against phlebotomine sand flies and mosquitoes and the prospects of controlling canine leishmaniasis with deltamethrin-impregnated ProctorBand (Scalibar®). **Canine leishmaniasis: an update. Ann. Proceedings of the International Canine Leishmaniasis**, Barcelona, Espanha.1999.

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

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

LAINSON, R.; SHAW, J.J. Evolution, classification and geographical distribution. **The Leishmaniasis in Biology and Epidemiology**. v. 1, London: Academic Press, p. 1-120, 1987.

LAINSON, R.; SHAW, J.J.; RYAN, L.; RIBEIRO, R.S.M.; SILVEIRA, F.T. Leishmaniasis in Brazil. XXI Visceral Leishmaniasis in the Amazon region and further observations on the role of *Lutzomyia longipalpis* (Lutz & Neiva, 1912) as vector. **Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene**, v. 79, p. 223-226, 1985.

LAINSON, R.; SHAW, J.J. New World Leishmaniasis – The Neotropical *Leishmania* species. In: COLLIER, L.; BALOWS, A; SUSSMAN, M. **Topley & Wilson's Microbiology and Microbial Infections**, v. 5, Parasitology. Londres: Editora Topley & Wilson's, p. 241-266, 1998.

LAINSON, R.; RANGEL, E.F. *Lutzomyia longipalpis* e a eco-epidemiologia da Leishmaniose Visceral Americana (LVA) no Brasil. **Flebotomíneos do Brasil**. Rio de Janeiro: Editora Fiocruz, p. 311-336, 2003.

LAINSON, R.; RANGEL, E.F. *Lutzomyia longipalpis* and the eco-epidemiology of American visceral leishmaniasis, with particular reference to Brazil – A review. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 100, n. 8, p. 811-827, 2005.

LUSTOSA, E.S.; NAVES, H.A.M.; CARVALHO, M.E.S.D.; BARBOSA, W. Contribuição ao conhecimento da fauna flebotomínica do Estado de Goiás – 1984-1985. Nota Prévia I. **Revista de Patologia Tropical**, v. 15, n. 1, p. 7-11, 1986.

LUZ, E.; MEMBRIV, N.; CASTRO, E.A.; DEREURE, J.; PRATLONG, F.; DEDET, J.A.; PANDEY, A.; THOMAZ-SOCCOL, V. *Lutzomyia whitmani* (Diptera: Psychodidae) as a vector of cutaneous leishmaniasis in the State of Maranhao, Brazil. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, v. 94, n. 6, p. 623-631, 2000.

Manual de Vigilância da Leishmaniose Tegumentar Americana / Ministério da Saúde, Secretaria de Vigilância em Saúde, Departamento de Vigilância Epidemiológica. – 2. ed. – Brasília, **Editora do Ministério da Saúde**, p. 182, 2007.

MARCONDES, M. **Leishmaniose uma zoonose**. In: Congresso Paulista de Clínicos Veterinários de Pequenos Animais. São Paulo, p. 211, 2007.

MARTINS, A.V.; FALCÃO, A.L.; SILVA, J.E. Nota sobre os flebotomíneos do Estado de Goiás, com a descrição de duas espécies novas e da fêmea de *Lutzomyia longipennis* (Barretto, 1946) e a redescrição do macho de *L. evandroi* (Costa Lima & Antunes, 1936) (Diptera, Psychodidae). **Revista Brasileira de Malariologia e Doenças Tropicais**, v. 14, p. 379-394, 1962.

MARTINS, A.V.; FALCÃO, A.L.; SILVA, J.E. Um novo flebótomo do estado de Goiás, *Lutzomyia teratodes* sp. n. (Diptera, Psychodidae). **Revista Brasileira de Biologia**, v.24, n. 3, p. 321-324, 1964.

MARTINS, A.V.; FALCÃO, A.L.; SILVA, J.E. Descrição da fêmea de *Lutzomyia teratodes* Martins, Falcão & Silva, 1964 (Diptera, Psychodidae, Phlebotominae). **Revista Brasileira de Biologia**, v. 35, n. 3, p. 515-517, 1975.

MARSDEN, P.D.; JONES, T.C. Clinical manifestations, diagnosis and treatment of leishmaniasis. **Chang and R. S. Bray (ed.)**, Leishmaniasis, London. In K.-P, p 183-198, 1985.

MAYO, R.C.; CASANOVA, C.; MASCARINI, L.M.; PIGNATTI, M.G.; RANGEL, E.F.; GALATI, E.A.B.; WANDERLEY, D.M.V.; CORRÊA, F.M.A. Flebotomíneos (Diptera, Psychodidae) de área de transmissão de leishmaniose tegumentar americana, no município de Itupeva, região sudeste do Estado de São Paulo. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, v. 31, n. 4, p. 1-9, 1998.

MILES, M.A.; VEXENAT, J.A.; FURTADO, C.J.H.; FONSECA, C.J.A. Canine Leishmaniasis in Latin America: control strategies for visceral leishmaniasis. In: KILLICK-KENDRICK, R. **Canine Leishmaniasis: an update. Proceedings of the International Canine Leishmaniasis**. Barcelona, Espanha: Ed. Hoechst Roussel, p. 46-53. 1999.

MOORE, J.S.; KELLY, T.B.; KILLICK-KENDRICK, M.; WALLBANKS, K.R.; MOLYNEUX, D.H. Honeydew sugars in wild-caught *Phlebotomous ariasi* detected by high performance liquid chromatography (HPLC) and gás chromatography (GC). **Med Vet Entomol.** v. 1, n. 4, p. 427-434, 1987.

MORRISON, A.C. Dispersal of the sandfly *Lu. longipalpis* (Diptera: Psychodidae) at a endemic focus of visceral leishmaniasis in Colômbia. **Journal of Medical Entomology**. v. 30 n. 2, p. 427-435, 1993.

PENNA, H.A. Leishmaniose visceral no Brasil. **Brasil Médico**, v. 48, p. 949-950, 1934.

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

PIMENTA, F.P.; NÁGILA, F.C.; BLANCO, E.E.N. Interação Vetor-hospedeiro. In: Rangel EF e Lainson R. **Flebotomíneos do Brasil**, Fiocruz, p. 275-289, 2003.

PONDÉ, R.; MANGABEIRA, O.; JANSEN, G. Alguns dados sobre a Leishmaniose visceral americana e a doença de Chagas no Nordeste Brasileiro (Relatório de uma excursão realizada nos estados do Ceará, Pernambuco e Bahia). **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, p. 333-352, 1942.

PREFEITURA MUNICIPAL DE TOCANTINÓPOLIS, 2014. Disponível em: <http://tocantinopolis.to.gov.br/>

PUGEDO, H; BARATA, R.A.; FRANÇA-SILVA, J.C.; SILVA, J.C.; DIAS, E.S.; HP: um modelo aprimorado de armadilha luminosa de sucção para a captura de pequenos insetos. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, v. 38, p. 70-72, 2005.

RANGEL, E.F.; AZEVEDO, A.C.R.; ANDRADE, C.A.; SOUZA, N.A.; WERMELINGER, E.D. Studies on sand fly fauna (Diptera: Psychodidae) 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. Ecologia das Leishmanioses: Transmissores de Leishmaniose Tegumentar Americana. **Flebotomíneos do Brasil**. Rio de Janeiro, Editora Fiocruz, p. 291-310, 2003.

RANGEL, E.F.; LAINSON, R. Proven and putative vectors of American cutaneous leishmaniasis in Brazil: aspects of their biology and vectorial competence. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, Rio de Janeiro, v. 104, n. 7, p. 937-954, nov. 2009.

READY, P.D. The ecology of *Lutzomyia umbratilis* (Ward & Fraiha, 1977) (Diptera: Psychodidae), the major vector to man *Leishmania braziliensis guyanensis* in north-eastern Amazonian Brazil. **Bulletin of Entomological Research**, v. 87, p. 187-195, 1986.

RESENDE, M.C.; CAMARGO, M.C.V.; VIEIRA, J.R.M.; NOBI, R.C.A.; PORTO, N.M.N.; OLIVEIRA, C.D.L.; PESSANHA, J.E.; CUNHA, M.C.M.; BRANDÃO, S.T. Seasonal variation of *Lutzomyia longipalpis* in Belo Horizonte, State of Minas Gerais. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, v. 39, n. 1, p. 51-55, 2006.

ROBERTS, D.R.; HIS, B.P. An Index of Species Abundance for Use with Mosquito Surveillance Data. **Environmental Entomology**, v. 8, p. 1007-1013, 1979.

RODRIGUES, W.C. DivEs - Diversidade de espécies. Versão 3.0. Software e Guia do Usuário. [2014]. Disponível em: <www.dives.ebras.bio.br>

RYAN, L.; PHILLIPS, A.; MILLIGAN, P.; LAINSON, R.; MOLYNEUX, D.H.; SHAW, J.J.; Separation of female *Psychodopygus wellcomei* and *P. complexus* (Diptera, Psychodidae) by cuticular hydrocarbons. **Acta Tropica**, v. 43, p. 11-16, 1986.

SAF´JANOVA, V.M. Classification of the genus *Leishmania* Ross 1903. Chapter 11. In: The Leishmaniasis. **Protozoology, part 7. Academy of Sciences, USSR All Union Society of Leningrad**. p 95-101, 1982.

SHANNON, R.C. Methods for collecting and feeding mosquitoes in jungle yellow fever studies. **American Journal of Tropical Medicine and Hygiene**, v. 19, p. 131-148, 1948.

SHAW, J.J.; ISHKAMA, E.A.Y.; LAINSON, R.; BRAGA, R.R.; SILVEIRA, F.T. Cutaneous leishmaniasis of man due to *Leishmania (Viannia) shawi* Lainson, de Souza, Póvoa, Ishikawa & Silveira in Pará State, Brazil. **Annales de Parasitologie Humaine et Comparée**, v. 66, p. 243-246, 1991.

SHAW, J. The leishmaniasis – survival and expansion in a changing world. A minireview. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 102, n. 5, p. 541-547. 2007.

SHERLOCK, I.A.; SHERLOCK, V.A. Criação e biologia em laboratório de *Phlebotomus longipalpis* (Lutz & Neiva, 1912). **Rev. Brasil Biol.** v. 19, p. 229-250, 1959.

SHERLOCK, I.A.; SHERLOCK, V.A. Sobre e infecção experimental de *Phlebotomus longipalpis* pela *Leishmania donovani*. **Rev. Bras de Biologia.** v. 21, p. 409-418, 1961.

SHERLOCK, I.A. Surto de calazar na zona central do Estado da Bahia. **Revista Brasileira de Malariologia e Doenças Tropicais**, v. 16, p. 441-448, 1964.

SHERLOCK, I.A.; GUITTON, M.A. Observações sobre calazar em Jacobina, Bahia. III. Alguns dados sobre o *Phlebotomus longipalpis*, o principal transmissor. **Revista Brasileira de Malariologia e Doenças Tropicais**, v. 21, p. 541-548, 1969.

SHERLOCK, I.A.; SHERLOCK, V.A. Tentativa de Transmissão de *Leishmania donovani* pela picada de *Lutzomyia longipalpis*, entre cães. **Rev Soc Bras Med Trop.** v. 6, p. 35-39, 1972.

SILVA, J.G.D.; WERNECK, G.L.; CRUZ, M.S.P.; COSTA, C.H.N.; MENDONÇA, I.L.; Infecção natural de *Lutzomyia longipalpis* por *Leishmania* sp. em Teresina, Piauí, Brasil. **Caderno de Saúde Pública**, v. 23,p. 1715-1720, 2007.

SISTEMA NACIONAL DE AGRAVOS DE NOTIFICAÇÃO/ Secretaria de Estado de Saúde do Tocantins. Relatório Técnico 2014.

SPLENDORE, A. Bouba, blastomicose, leishmaniose: nota sobre algumas afecções framboésicas observadas no Brasil. **Imprensa Médica**, [S. l.], jan. 1911.

SUDIA, W.D.; CHAMBERLAIN, R.W. Battery operated light trap, an improved model. **Mosquito News**, v. 22, p. 126-129, 1962.

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. **Revista de Saúde Pública**, v. 37, n. 5, p. 651-656, 2003.

TIBAYRENC, M.; KJELBERG, F.; AYALA, F.J. A clonal theory of parasitic protozoa: the populations structures of *Entamoeba*, *Giardia*, *Leishmania*, *Naegleria*, *Plasmodium*, *Triachomonas* and *Trypanosoma* and their medical and taxonomical consequences. **Proc Natl Acad Sci** v. 87, p. 2414-2418, 1990.

VILELA, M.L.; AZEVEDO, A.C.R.; COSTA, S.M. Sandy fly survey in the influence area of Peixe Angical Hydroelétricc Plant, state of Tocantins, Brazil . In. 6th Internacional Symposium on Phlebotomine Sandflies; Lima Peru; p. 95, 2008.

VILELA, M.L.; GRASER-AZEVEDO, C.; CARVALHO, B.M.; RANGEL. E.F. Phlebotomine Fauna (Diptera: Psychodidae) and putative vectors of leishmaniasis in impacted area by hydroelectric plant, state of Tocantins, Brazil. **PloS one**, v. 6, n. 12, p. e27721, 2011.

VILELA, M.L.; PEREIRA, D.P.; GRASER-AZEVEDO, C.; GODOY, R.E.; BRITTO, C.; RANGEL, E.F. The phlebotomine fauna (Diptera: Psychodidae) of Guaraí, state of Tocantins, with an emphasis on the putative vectors of American cutaneous leishmaniasis in rural settlement and periurban areas. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 108, n. 5, p. 578-585, 2013.

WALTERS, L.L. *Leishmania* differentiation in natural and unnatural sand fly hosts. **J Euk Microbiol**. v. 40, p. 196-206, 1993.

WALLBANKS, K.R.; MORSE, J.S.; BENNETT, L.R.; SOREN, R.; MOLYNEUX, D.H.; CARLIN, J.M.; PEREZ, J.E. Aphid derived sugar in the neotropical sandfly *Lutzomyia peruensis*. **Trop Med and Parastol**. v. 42, p. 60-62, 1991.

WARD, R.D.; SHAW, J.J.; LAISON, R. Leishmaniasis in Brazil. VIII. Observations on the phlebotominae fauna of an area highly endemic for cutaneous leishmaniasis in the Serra dos Carajás, Pará State. **Trans. R. Soc. Trop. Med. Hyg.**, v. 67, p. 174-183, 1973.

WILLIAMS, P. Observations on the sandflies in British Honduras. **Annals of Tropical. Medicine and Parasitology**, v. 59, p. 393-404, 1965.

WHO - World Health Organization 2010. **Control of the leishmaniases**, report of a meeting of the WHO Expert Committee on the control of Leishmaniases, Geneva, 22-26 March 2010. WHO Technical Report Series, nº 949. Geneva: WHO Press, 186 p.

YOUNG, D. G., DUNCAN, N. A. Guide to the identification and geographic distribution of *Lutzomyia* sandflies in México, the West Indies, Central and South America (Diptera: Psychodidae). **Memoirs of the American Entomological Institute**, v. 54, p. 1-881, 1994.

ZELEDON, P.; GUTIERREZ, H. Observations of the ecology of *Lutzomyia longipalpis* (Lutz & Neiva, 1912) and the possible presence of visceral

leishmaniosis in Costa Rica. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 79, p. 455-459, 1984.