

**UNIVERSIDADE FEDERAL DO MARANHÃO-UFMA**  
**CENTRO DE CIÊNCIAS DE CHAPADINHA-CCCH**  
**CURSO DE CIÊNCIAS BIOLÓGICAS**

**AVALIAÇÃO DA ARMADILHA SILVA NA CAPTURA DE FLEBOTOMÍNEOS**  
**(DIPTERA, PSYCHODIDAE) EM ÁREA DE MATA DE GALERIA, NO**  
**MUNICÍPIO DE CHAPADINHA**

CHAPADINHA-MA

2022

**RAFAEL DA ROCHA SOUSA**

**AVALIAÇÃO DA ARMADILHA SILVA NA CAPTURA DE FLEBOTOMÍNEOS  
(DIPTERA, PSYCHODIDAE) EM ÁREA DE MATA DE GALERIA, NO  
MUNICÍPIO DE CHAPADINHA**

Monografia apresentada ao curso de Ciências Biológicas da Universidade Federal do Maranhão - Centro de Ciências de Chapadinha, como pré-requisito para obtenção de grau Licenciado em Ciências Biológicas.

**Orientador:** Prof. Dr. Francinaldo Soares Silva

CHAPADINHA-MA

2022

Ficha gerada por meio do SIGAA/Biblioteca com dados fornecidos pelo(a) autor(a).  
Diretoria Integrada de Bibliotecas/UFMA

da Rocha Sousa, Rafael.

Avaliação da armadilha Silva na captura de flebotomíneos díptera, psychodidae em área de mata de galeria, no município de Chapadinha / Rafael da Rocha Sousa. - 2022.

32 f.

Orientador(a): Francinaldo Soares Silva.

Monografia (Graduação) - Curso de Ciências Biológicas, Universidade Federal do Maranhão, Chapadinha, 2022.

1. Armadilha luminosa. 2. LEDs. 3. Método de captura. 4. Monitoramento vetorial. 5. Vetor. I. Soares Silva, Francinaldo. II. Título.

**AVALIAÇÃO DA ARMADILHA SILVA NA CAPTURA DE FLEBOTOMÍNEOS  
(DIPTERA, PSYCHODIDAE) EM ÁREA DE MATA DE GALERIA, NO  
MUNICÍPIO DE CHAPADINHA**

Monografia apresentada ao Curso de Ciências Biológicas da Universidade Federal do Maranhão- Centro de Ciências de Chapadinha, como pré-requisito para obtenção de grau Licenciado em Ciências Biológicas.

**Orientador:** Prof. Dr. Francinaldo Soares Silva

Aprovado em: \_\_\_\_/\_\_\_\_/\_\_\_\_

**BANCA EXAMINADORA**

---

**Prof. Dr. Francinaldo Soares Silva** (Orientador)

Doutor em Biodiversidade e Biotecnologia  
Universidade Federal do Maranhão

---

**Dra. Rosa Cristina Ribeiro da Silva**

Doutorado em Ciências da Saúde  
Universidade Federal do Maranhão

---

**Me. Benedita Maria Costa Neta**

Doutoranda em Ciências da Saúde  
Universidade Federal do Maranhão

Dedico esse trabalho ao meu filho, Rafael Miguel de Souza Rocha, razão de eu sempre erguer a cabeça e seguir em frente.

## **AGRADECIMENTOS**

Agradeço o meu orientador Prof. Dr. Francinaldo Soares Silva, por cada ensinamento e pelo privilégio da oportunidade de ter aprendido muito ao seu lado e pela paciência ao longo desse trabalho.

Agradeço muito ao amigo e coorientador Dr. Jefferson Mesquita Brito, pela grande ajuda que me prestou ao longo desse trabalho de conclusão de curso, por estar sempre ao meu lado me incentivando, cobrando e me orientando.

Agradeço a Benedita Maria Costa Neta, por toda ajuda que ela me prestou para que esse trabalho fosse realizado.

Agradeço a toda equipe do LEME (Laboratório de Entomologia Médica), pelo companheirismo e por também estarem presentes em várias etapas desse trabalho.

Agradeço ao meu amigo e companheiro de curso Cláudio Fernando Gomes, pela amizade, companheirismo e por cada incentivo, por muitas vezes ter se feito um irmão ao longo do curso.

Agradeço ao amigo e professor Dr. Edison Fernandes da Silva, por ter apresentado a mim, dentro do curso, o mundo da entomologia e pela oportunidade de ter trabalhado ao seu lado sendo monitor de uma de suas disciplinas que engloba essa área, área na qual esse estudo foi realizado.

Agradeço a minha esposa Ayane de Souza Rocha, por cada palavra de incentivo, apoio e ajuda, por ter estado sempre ao meu lado durante esse trabalho.

*“O que nos ajuda a estabelecer as prioridades certas e a gerir bem o nosso tempo é a consciência de que só temos de trabalhar com o dia de hoje, pois o passado está irremediavelmente perdido, e o futuro é apenas uma possibilidade.”*

**Dorothey Kelley**

## SUMÁRIO

<b>INTRODUÇÃO</b> .....	11
<b>OBJETIVOS</b> .....	15
Objetivo geral .....	15
Objetivos específicos .....	15
<b>METODOLOGIA</b> .....	15
Área de estudo .....	15
Delineamento experimental .....	15
Identificação dos flebotomíneos .....	17
Análises estatísticas .....	18
<b>RESULTADOS</b> .....	19
<b>DISCUSSÃO</b> .....	24
<b>CONCLUSÃO</b> .....	27
<b>REFERÊNCIAS</b> .....	28

## RESUMO

O monitoramento e controle vetorial são métodos baratos e alternativos para quebra do ciclo epidemiológico de doenças transmitidas por insetos. O método amplamente utilizado nos estudos de monitoramento vetorial é o uso de armadilhas luminosas de sucção, como modelo CDC (*Centers for Disease Control*). Esta armadilha convencional utiliza lâmpada incandescente, motor, hélice e um recipiente de tecido para contenção dos insetos capturados. Entretanto, o uso de lâmpadas incandescentes nas armadilhas luminosas, exige elevado gasto energético e baixa durabilidade da luz incandescente que é sensível e de fácil avaria. Portanto, a utilização de uma armadilha com baixo custo, econômica e de fácil manuseio é ideal para a captura de vetores. Diante dessa temática, o estudo teve como objetivo avaliar a armadilha Silva nas capturas de flebotomíneos, uma armadilha à base de LED (*Light-Emitting Diode*) e sem motor, o que seria ideal para captura dos insetos sem danificá-los. O estudo foi realizado em uma área de mata da reserva do Itamacaoca, localizada no município de Chapadinha-MA. Para as capturas, foram utilizadas quatro armadilhas Silva com duas cores de LEDs: duas armadilhas com LED na cor verde (520 nm, 15.000 mcd, 20mA) e duas com LED azul (470 nm, 5mm, 15.000 mcd). Como controle foi utilizada a armadilha luminosa do tipo CDC. As armadilhas foram dispostas entre 18h:00min às 06h:00min no período de dois meses consecutivos. Foram coletados 1.634 espécimes de flebotomíneos, distribuídas em 15 espécies. As espécies com maior abundância foram *Psychodopygus wellcomei* (89,71 %), seguido pelos vetores *Bichromomyia flaviscutellata* (3,12 %) e *Nyssomyia whitmani* (1,04 %), estas espécies foram coletadas tanto pela armadilha CDC quanto pelas armadilhas Silva. A média de indivíduos danificados durante as coletas foi maior na armadilha CDC ( $0,6 \pm 0,09$ ) em comparação ao total coletado pelas quatro armadilhas Silva ( $0,2 \pm 0,09$ ). Desta forma a armadilha Silva tem o potencial para auxiliar nos inquéritos entomológicos e monitoramento vetorial, com menor quantidade de insetos danificados e maior economia em campo. Outra característica positiva da armadilha é seu fácil manuseio e resistência, que auxilia bastante durante o transporte do material biológico.

**Palavras-Chaves:** armadilha luminosa; vetor; LEDs; monitoramento vetorial; método de captura.

## ABSTRACT

Vector monitoring and control are inexpensive and alternative methods for breaking the epidemiological cycle of insect-borne diseases. The widely used method in vector monitoring studies is the use of suction light traps, as in the CDC (Centers for Disease Control) model. This conventional trap uses an incandescent lamp, motor, propeller and a fabric container to contain the captured insects. However, the use of incandescent lamps in light traps requires high energy expenditure and low durability of incandescent light, which is sensitive and easily damaged. Therefore, the use of a low-cost, economical and easy-to-handle trap is ideal for capturing vectors. In view of this theme, the study aimed to evaluate the Silva trap in capturing sandflies, a trap based on LED (Light-Emitting Diode) and without motor, which would be ideal for capturing insects without damaging them. The study was carried out in a forest area of the Itamacaoca reserve, located in the municipality of Chapadinha-MA. For captures, four Silva traps with two colors of LEDs were used: two traps with green LED (520 nm, 15,000 mcd, 20mA) and two with blue LED (470 nm, 5mm, 15,000 mcd). As a control, a CDC-type light trap was used. The traps were placed between 6:00 pm and 6:00 am for two consecutive months. A total of 1,634 specimens of sand flies were collected, distributed in 15 species. The most abundant species were *Psychodopygus wellcomei* (89.71 %), followed by the vectors *Bichromomyia flaviscutellata* (3.12 %) and *Nyssomyia whitmani* (1.04 %), these species were collected both by CDC and Silva traps. The mean number of individuals damaged during collections was higher in the CDC trap ( $0.6 \pm 0.09$ ) compared to the total number collected by the four Silva traps ( $0.2 \pm 0.09$ ). In this way, the Silva trap has the potential to assist in entomological surveys and vector monitoring, with a smaller number of damaged insects and greater economy in the field. Another positive characteristic of the trap is its easy handling and resistance, which helps a lot during the transport of biological material.

Keywords: light trap; vector; LEDs; vector monitoring; capture method.

## INTRODUÇÃO

Os flebotomíneos são insetos pertencentes a subfamília Phlebotominae Rondani, 1840, ordem Diptera, família Psychodidae. Está dividida em duas tribos (Hertigiini Abonenc e Lèger, 1976 e Phlebotomini Rondani, 1840), oito subtribos (Idiophlebotomina, Hertigiina, Phlebotomina, Sergentomyiina, Australophebotomina, Bruptomyiina, Psychodopygina e Lutzomyiina) e 22 gêneros (GALATI, 2003). Apresentam ampla distribuição mundial, mas a maioria é encontrada em regiões tropicais quentes e úmidas, algumas adentram nas áreas subtropicais e temperadas do planeta (READY, 2013).

Existem aproximadamente 1000 espécies registradas de flebotomíneo e em torno de 530 encontram-se na região Neotropical. Dentre elas, cerca de 20 espécies são competentes para realizar a transmissão do parasito do gênero *Leishmania* (Kinetoplastida: Trypanosomatidae) (MAROLI et al., 2013; BRAZIL et al., 2015 SHIMABUKURU; GALATI, 2017). Esses dípteros são insetos de pequeno porte e em território nacional são conhecidos popularmente como mosquito palha, birigui, tatuquira, entre outros. Seu tamanho corporal é de 2 à 3 milímetros, coberto por finas cerdas com coloração que varia de marrom claro a escuro, dependendo da espécie. Possui hábito de voar em pequenos saltos e seu pouso é característico com asas entre abertas (BRASIL, 2014).

Nas Américas, os vetores das leishmanioses são os dípteros do gênero *Lutzomyia* (França, 1924), *Nyssomyia* (Barretto, 1962), *Bichromomyia* (Galati, 2003), *Psychodopygus* (Mangabeira, 1941) e *Trichophoromyia* (Barretto, 1962) (Diptera: Psychodidae: Phlebotominae) (BRAZIL; RODRIGUES; FILHO, 2015), que habitam principalmente ambientes de florestas e peridomésticos. Enquanto que nos continentes europeu, africano e asiático, o ciclo das leishmanioses é mantido pelos flebotomíneos do gênero *Phlebotomus* (Diptera: Psychodidae: Phlebotominae), que geralmente habitam ambientes semi-áridos ou desérticos (ORYAN; AKBARI, 2016).

No Brasil, os principais vetores competentes para a transmissão da leishmaniose tegumentar são *Lutzomyia flaviscutellata* (Mangabeira, 1942); *Nyssomyia whitmani* (Antunes & Coutinho, 1939); *Nyssomyia intermedia* (Lutz & Neiva, 1912); *Psychodopygus wellcomei* (Fraiha, Shaw & Lainson, 1971); *Psychodopygus complexus* (Mangabeira, 1941); *Nyssomyia umbratilis* (Ward & Fraiha, 1977); *Migonemyia migonei* (França, 1920). O vetor do protozoário *Leishmania infatum*, que causa a leishmaniose visceral é *L. longipalpis* (MS, 2010; BRASIL et al., 2015). Mas é importante frisar que,

o estado do Mato Grosso do Sul confirmou a competência vetorial de outra espécie de flebotomíneo para *L. (L.) infantum*, a espécie de flebotomíneo *L. cruzi*, que pode participar como vetor secundário (OLIVEIRA et al., 2017).

Os machos alimentam-se de seiva vegetal e secreções açucaradas provenientes de plantas, diferentemente das fêmeas que para manter seu metabolismo, sua nutrição é baseada em açúcares juntamente com uma dieta hematófaga, a qual ajudará no processo de maturação dos ovos (SHERLOCK, 2003; SILVA, 2009).

Durante a prática hematofágica realizada pelas fêmeas de flebotomíneos infectadas, ocorre a transmissão de formas infectantes do protozoário do gênero *Leishmania* (SILVA, 2009; 2007). Logo, o encontro de muitas espécies de flebotomíneos em ambientes peridomiciliares (REBÊLO et al., 1999; SILVA et al., 2010, 2012) oferece riscos a população e demonstra a grande capacidade adaptativa destes insetos nos ambientes antropizados, incluindo os vetores. No peridomicílio podem ser encontradas as fontes sanguíneas, e.g. galináceos, suínos, equinos, cão doméstico (principal reservatório de infecção da leishmaniose visceral), além de animais sinantrópicos como a mucura (*Didelphis* sp.) e muitas espécies de roedores (DIAS et al., 2003; FONTELES et al., 2009).

A vegetação e a presença de animais em locais próximos a residência são fatores que aumentam as chances de aproximação e permanência dos vetores e, conseqüentemente, a ocorrência das leishmanioses. Alguns autores relatam que a falta de condições sanitárias de alguns bairros é determinada por fatores socioeconômicos e ambientais, que podem auxiliar na expansão da doença (CAMARGO-NEVES et al., 2001; LOPES et al., 2016; MARCONDES E ROSSI, 2013).

A região Nordeste concentra a maior parte dos casos de leishmanioses do país. Em 2021, foram 775 dos casos registrados de LV apenas no Nordeste, enquanto que, no Maranhão, foram 249 casos, o maior número de casos registrados entre todos os estados do Brasil, o que resultou em 107 óbitos na região Nordeste e 42 óbitos no Maranhão, o maior dentre todos os estados da federação (BRASIL, 2021).

Em 2020, o Nordeste apresentou 2.853 casos registrados de leishmaniose tegumentar e o Maranhão apresentou 953 casos (BRASIL, 2020). Este processo é acompanhado pelo deslocamento e adaptação dos insetos vetores aos ambientes peridomiciliares, o que causa o crescente processo de urbanização das leishmanioses. Neste contexto, o estado do Maranhão é um dos estados endêmicos para as várias formas das leishmanioses (SILVA et al., 1997; COSTA et al., 1998; SILVA et al., 2008).

Segundo os dados da Secretária Municipal de Saúde de Chapadinha, no período de 2015-2020, foram registrados 22 casos de leishmaniose tegumentar e 30 de leishmaniose visceral (SINAN, 2021). O município de Chapadinha está classificado como área de intenso risco de transmissão da LV, em ordem, Chapadinha encontra-se em 15º lugar em maior taxa de transmissão entre os municípios do estado do Maranhão (BRASIL, 2021b).

Diante do grande número de casos e da complexidade da doença é necessário realizar as campanhas de intervenção contra as leishmanioses, dentre outras atividades. O monitoramento e controle vetorial das espécies de flebotômíneos, são métodos baratos e alternativos para interrupção do ciclo epidemiológico da doença (SILVA, 2010; BASANO e CAMARGO, 2003). O monitoramento vetorial tem como objetivo o conhecimento da fauna flebotômica nas áreas acometidas, a localização e identificação dos possíveis focos de transmissão da doença e impedir o contato do vetor com o ser humano.

Um método bem efetivo nos estudos de monitoramento vetorial é o uso de armadilhas luminosas de sucção, como modelo CDC (*Centers for Disease Control*) ou similar (SUDIA e CHAMBERLAIN, 1962). Estas armadilhas são consideradas eficazes nas capturas de insetos nas campanhas de vigilância sanitária, ambiental e epidemiológica (FAIMAN et al., 2009; VENTER et al., 2011). Através destas técnicas, é possível conhecer as principais áreas de focos da doença, a distribuição e abundância das espécies vetores.

Essas armadilhas convencionais utilizam lâmpada incandescente, motor, hélice e um recipiente de tecido para contenção dos insetos capturados. Entretanto, o uso de lâmpadas incandescentes nas armadilhas luminosas, requer elevado gasto energético e baixa durabilidade da luz incandescente que é sensível e de fácil avaria. Com isso, ao longo dos anos essa armadilha passou por modificações e foi incrementado a utilização de outras fontes luminosas como os LEDs (*Light-Emitting Diode*). Os LEDs são bastante econômicos, apresentam durabilidade e resistência, sendo comprovadamente mais eficientes nos inventários entomológicos (SILVA et al., 2015; SILVA et al., 2016; COSTA-NETA et al., 2017). Além disso, as vantagens do uso de LEDs nos estudos de monitoramento vetorial são vários, tais como baixo custo, resistente à danos, alta durabilidade e rara necessidade de troca em relação à lâmpada incandescente convencionalmente utilizada nas armadilhas luminosas (PUGEDO et al., 2005).

No Brasil, existem alguns estudos referente ao uso de LEDs em armadilhas luminosas para a captura de insetos de importância médica, segundo Silva et al. (2016) avaliou o uso de LEDs como atrativo para flebotomíneos em dois criadouros de animais em uma área rural. Neste trabalho, foi utilizado LED azul, verde e luz incandescentes como fonte de luz, e constatou-se que o LED verde foi mais eficiente na captura de flebotomíneos em relação as outras cores. Nos estudos do Silva et al. (2015b), Da Silva et al. (2019) e Costa-Neta et al. (2017), os LEDs demonstraram eficiência na captura de anofelinos e flebotomíneos em comparação as lâmpadas incandescentes.

Na armadilha convencional, o motor e a hélice aumentam ainda mais os gastos energéticos, sendo necessário o funcionamento contínuo para que haja sucesso metodológico, e se houver qualquer interrupção no motor, os insetos conseguem escapar. A passagem dos insetos pela hélice em movimento resulta em danos ao material coletado, dificultando as atividades de identificação taxonômica, a utilização dos insetos em estudos científicos e até na manutenção de insetos vivos, por exemplo, para o provimento de colônias em laboratório.

Nesse sentido, é necessário ter dispositivo com maior eficiência, de fácil manuseio e de baixo custo, com objetivo de atrair e capturar insetos de importância médica, sem danificá-los preservando suas estruturas e conseqüentemente ajudando na identificação taxonômica. Dessa forma, o presente estudo visa verificar avaliação da armadilha Silva na captura de flebotomíneos em área de mata de galeria, comparando às armadilhas do tipo CDC, que são convencionalmente usadas nas campanhas de monitoramento e controle das leishmanioses. A armadilha apresenta configuração simplificada e de baixo custo, utiliza LEDs como fonte de atração para os insetos, o aprisionamento dos insetos ocorre sem a intervenção de nenhum aparato elétrico como motor ou hélice, os insetos são capturados pelo simples fato do design da armadilha e com fototropismo apresentado pelo inseto. Portanto, é de grande importância a avaliação desse novo método, uma vez que essa armadilha luminosa pode ser utilizada em larga escala para vigilância e monitoramento de flebotomíneos.

## **OBJETIVOS**

### **Objetivo geral**

Avaliar a armadilha silva nas capturas de flebotomíneos.

### **Objetivos específicos**

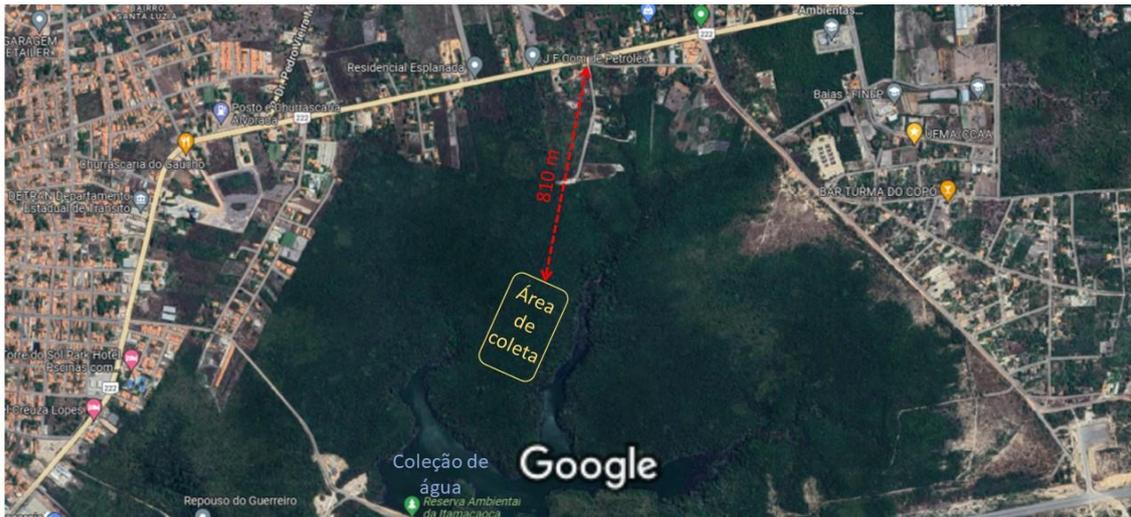
- Comparar as capturas realizadas com a armadilha luminosa CDC.
- Determinar o grau de dano do material biológico coletado com a armadilha silva e CDC.
- Conhecer o padrão de atração das diferentes armadilhas sobre as espécies de flebotomíneos.
- Conhecer a distribuição e diversidade das espécies de flebotomíneos em ambiente de mata no município de Chapadinha – MA.

## **METODOLOGIA**

### **Área de estudo**

O município de Chapadinha (3°44'17'' Sul e 43°20'29'' Oeste) está localizado na região do Baixo Parnaíba no leste maranhense, à aproximadamente 230 km da capital São Luís do Maranhão. O município possui uma extensão territorial de 3.265 Km<sup>2</sup> e clima quente sub-úmido, característico do nordeste do estado. A temperatura média varia de 28°C a 30°C. Os índices pluviométricos variam de 1600 mm a 2000 mm, com valores altos de evapotranspiração, em cerca de 1140 mm<sup>3</sup> anuais. A região apresenta duas estações bem definidas, uma estação chuvosa, no período de janeiro a junho e uma estação seca que ocorre no período de julho à dezembro (IBAMA, 2006).

As capturas foram realizadas na mata da reserva do Itamacaoca, área privada com uma área aproximada de 460 ha, inserida no município de Chapadinha - MA (Figura 1). Limita-se ao norte-nordeste com a Universidade Federal do Maranhão, a norte-noroeste com o bairro Boa Vista e ao sul sudeste com uma área privada de Cerrado (SILVA et al., 2008).



Imagens ©2022 Airbus, Imagens ©2022 Airbus, CNES / Airbus, Maxar Technologies, 200 m  
Dados do mapa ©2022

**Figura 1. Imagem de satélite da área de estudo.** A imagem da área de estudo na reserva do Itamacaoca, aproximadamente 810m da BR222 (-3.7417234897699925, -43.32839283376295) no município de Chapadinha-MA.

### **Delineamento experimental**

Foram utilizadas quatro armadilhas Silva à base de LED de 5mm e de alto brilho, duas armadilhas com LED verdes (520 nm, 15.000 mcd, 20mA) (Figura 2B) e duas com LED azul (470 nm, 15.000 mcd) (Figura 2A) (SILVA et al., 2019). Para a comparação, foi utilizada como controle a armadilha luminosa do tipo CDC (*Centers for Disease Control*) com lâmpada incandescente (4 watts, 6,3V, CM-47) (Figura 2C) (SUDIA; CHAMBERLAIN, 1962).

No total, foram realizadas dez coletas no período de maio à junho de 2022. As armadilhas foram dispostas à uma altura de 1,5 metros do solo, distribuídas em cinco pontos de coletas, com uma distância 50 metros entre cada ponto. Para diminuir o viés e possibilitar a repetição de todos os pontos por cada armadilha, suas posições forma alternadas randomicamente a cada dia de coleta, pela técnica de quadrado latino (BATISTA et al., 2019). As armadilhas foram instaladas das 18:00 às 06:30, respeitando o período de atividade do inseto.

Os dados climáticos foram coletados *via* Inmet (Instituto Nacional de Meteorologia – [www.inmet.gov.br](http://www.inmet.gov.br), estação A206 de Chapadinha).



**Figura 2.** Armadilha Silva e armadilha do tipo CDC (*Centers for Disease Control*) em área de mata no município de Chapadinha-Ma. Armadilha Silva à base de LED (*Light-Emitting Diode*) azul (A) e verde (B). Armadilha luminosa do tipo CDC (C) com lâmpada incandescente.

### **Identificação dos flebotomíneos**

Os insetos capturados foram transportados para o Laboratório de Entomologia Médica (LEME) do Centro de Ciências de Chapadinha (CCCh) da Universidade Federal do Maranhão (UFMA). Foram mortos no freezer com temperatura  $-20^{\circ}$ , em seguida triados e depositados em frascos contendo álcool 70% para conservação, devidamente etiquetados.

Para a identificação, os flebotomíneos foram submetidos ao processo de diafanização para o clareamento do exoesqueleto, pois a visualização de algumas partes

anatômicas internas do inseto é necessária. Os flebotomíneos foram submergidos no Hidróxido de Potássio (KOH) à 10% durante três horas e após foram transferidos para o lactofenol durante 24 horas.

Após, foram prontamente montados entre lâmina e lamínula (Figura 3). Entre as estruturas morfológicas do inseto foram utilizadas principalmente a genitália dos machos e das fêmeas para se chegar ao nível de espécie, segundo a chave proposta por Galati (2003). Todo o material coletado e identificado encontra-se no LEME do CCCh/UFMA.



**Figura 3. Flebotomíneo montado entre lâmina e lamínula.** Flebotomíneo submetido ao processo de diafanização para identificação.

### **Análises estatísticas**

As análises estatísticas foram feitas no software GraphPad Prism 8 (San Diego, CA). A normalidade da distribuição dos dados foi averiguada pelo teste Kolmogorov-Smirnov. Para os dados paramétricos foi realizada a análise de variância (ANOVA) e o teste comparativo t-student, para os dados não paramétricos foi utilizado os testes Kruskal-Wallis e Mann-Whitman (U). A transformação dos dados em  $\text{Log}_{10}$  foi realizada quando se fez necessário via o software Microsoft Excel<sup>®</sup> (2019). O nível de significância  $p \leq 0,05$ .

## RESULTADOS

Foram coletados um total de 1.634 espécimes de flebotomíneos e foram identificados 1.576 indivíduos devido os demais apresentarem danos em suas estruturas. No total, 15 espécies de flebotomíneos foram capturados durante o estudo, sendo elas: *Psychodopygus wellcomei*, *Bichromomyia flaviscutellata*, *Nyssomyia whitmani*, *Lutzomyia falcata*, *Sciopermuia sordellii*, *Lutzomyia gomezi*, *Psathyromyia shannoni*, *Lutzomyia saulensis*, *Micropygomyia goiana*, *Psychodopygus antunesi*, *Evandromyia lenti*, *Micropygomyia quinquefer*, *Psychodopygus fluviatilis*, *Psychodopygus anduzei*, Grupo Shannoni. (Tabela 1).

**Tabela 1.** Distribuição das espécies de flebotomíneos capturados em área de mata de galeria no município de Chapadinha-MA.

<b>Espécies</b>	<b>N</b>	<b>F</b>	<b>M</b>	<b>%</b>
<i>Psychodopygus wellcomei</i> (Fraiha, Shaw & Lainson, 1971)	1466	1128	338	89,71
<i>Bichromomyia flaviscutellata</i> (Mangabeira, 1942)	51	43	8	3,12
<i>Nyssomyia whitmani</i> (Antunes & Coutinho, 1939)	17	10	7	1,04
<i>Lutzomyia falcata</i> (Young, Morales & Ferro, 1994)	12	12	0	0,73
<i>Sciopermia sordellii</i> (Shannon & Del Ponte, 1927)	10	10	0	0,61
<i>Lutzomyia gomezi</i> (Nitzulescu, 1931)	5	0	5	0,3
<i>Psathyrpmmyia shannoni</i> (Dyar 1929)	3	1	2	0,18
<i>Lutzomyia saulensis</i> (Floch & Abonnenc, 1944)	3	3	0	0,18
<i>Micropygomyia goiana</i> (Martins, Falcão & Silva, 1962)	2	2	0	0,12
<i>Psychodopygus antunesi</i> (Antunes, 1937)	2	2	0	0,12
<i>Evandromyia lenti</i> (Mangabeira, 1928)	1	1	0	0,06
<i>Micropygomyia quinquefer</i> (Dyar, 1929)	1	1	0	0,06
<i>Psychodopygus fluviatilis</i> (Floch e Abonnenc, 1944)	1	1	0	0,06
<i>Psychodopygus anduzei</i> (Rozeboom, 1942)	1	1	0	0,06
Grupo Shannoni	1	1	0	0,06
Não identificado	1	1	0	0,06
Danificados	57	49	8	3,42
<b>TOTAL</b>	<b>1634</b>	<b>1266</b>	<b>368</b>	<b>100</b>
<b>%</b>	<b>100</b>	<b>77,47</b>	<b>22,52</b>	

As espécies mais abundantes foram *P. wellcomei* (89,71%), *B. flaviscutellata* (3,12%), *N. whitmani* (1,04%), *L. falcata* (0,73%) e *S. sordellii* (0,61%). A frequência de fêmeas foi maior, representando o total de 1.266 (77,47 %) da população, já os machos corresponderam a 368 (22,52 %) do total de indivíduos capturados (Tabela 1).

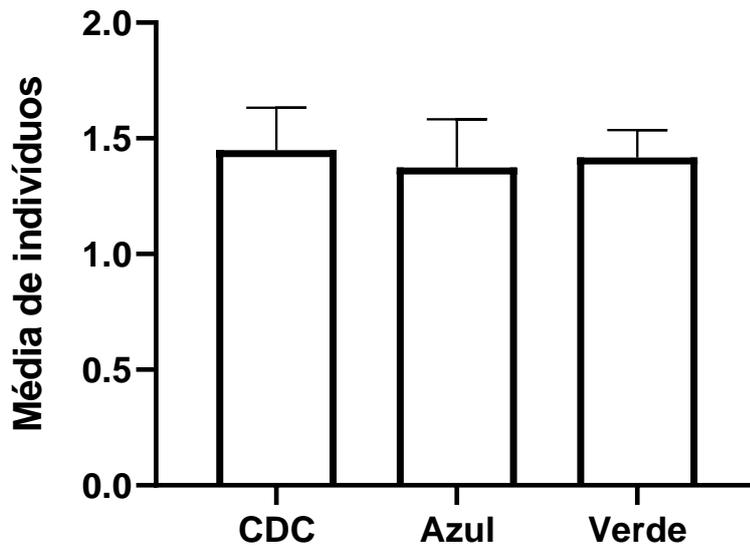
As armadilhas Silva com o LED na faixa de espectro em azul capturou 438 (26,77%) do número total de indivíduos capturados, distribuídos em 10 espécies: *P. wellcomei*, *B. flaviscutellata*, *N. whitmani*, *L. falcata*, *L. gomezi*, *P. shannoni*, *L. saulensis*, *M. quinquefer*, *Psychodopygus anduzei* e *sp2*. (Tabela 2). As armadilhas Silva com o LED na faixa do espectro verde atraiu 362 (22,62%) do total de flebotomíneos capturados, com 8 espécies: *P. wellcomei*, *B. flaviscutellata*, *N. whitmani*, *Lutzomyia falcata*, *S. sordellii*, *M. goiana*, *P. antunesi* e *P. fluviatilis* (Tabela 2).

Comparando o número de indivíduos fêmeas e machos capturados na armadilha Silva as fêmeas se sobressaíram em relação aos machos, com o total de 637 fêmeas e 163 machos. Quanto a comparação da quantidade de fêmeas e machos por cor, o azul capturou 375 fêmeas e 63 machos, já o verde coletou 262 fêmeas e 100 machos. Nota-se uma pequena diferença em relação ao número de fêmeas e machos quanto à cor do LED.

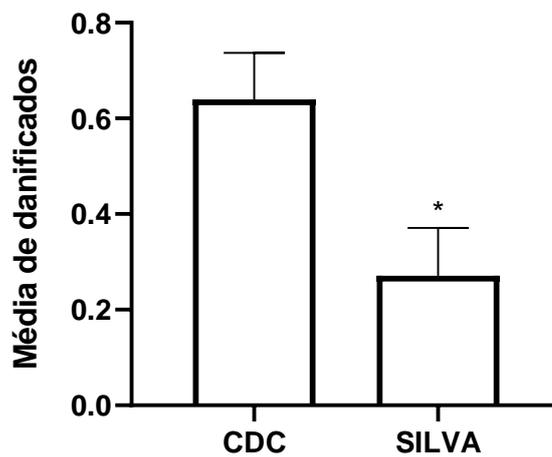
A armadilha luminosa do tipo CDC utilizada como controle no estudo, foram capturados 834 indivíduos (50,93%) distribuídos 12 espécies: *P. wellcomei*, *B. flaviscutellata*, *N. whitmani*, *Lutzomyia falcata*, *S. sordellii*, *L. gomezi*, *P. shannoni*, *L. saulensis*, *M. goiana*, *P. antunesi*, *L. carmelinoi* e *P. shannoni* sp1. O número total de fêmeas capturados foi 630 e machos 204 exemplares (Tabela 2). Comparando a quantidade de flebotomíneos capturados pela armadilha CDC ( $1,4 \pm 0,1$ ) e as quatro armadilhas Silva combinadas por cores, duas com LED azul ( $1,3 \pm 0,2$ ) e duas com LED verde ( $1,4 \pm 0,1$ ), não apresentou diferença estatística como observado na figura 4. Além disso, a média de indivíduos danificados durante as coletas foi maior na armadilha CDC ( $0,6 \pm 0,09$ ) em comparação às quatro armadilhas Silva ( $0,2 \pm 0,09$ ), como observado na figura 5.

Espécies	luz (LED) verde				luz (LED) azul				CDC			
	N	F	M	%	N	F	M	%	N	F	M	%
<i>Psychodopygus wellcomei</i> (Fraiha, Shaw & Lainson, 1971)	333	236	97	20,37	408	349	59	24,96	725	543	182	44,36
<i>Bichromomyia flaviscutellata</i> (Mangabeira, 1942)	10	8	2	0,61	9	9	0	0,55	32	26	6	1,95
<i>Nyssomyia whitmani</i> (Antunes & Coutinho, 1939)	2	1	1	0,12	1	1	0	0,06	14	8	6	0,85
<i>Lutzomyia falcata</i> (Young, Morales & Ferro, 1994)	4	4	0	0,24	5	5	0	0,3	3	3	0	0,18
<i>Sciopermia sordellii</i> (Shannon & Del Ponte, 1927)	2	2	0	0,12	0	0	0	0	8	8	0	0,48
<i>Lutzomyia gomezi</i> (Nitzulescu, 1931)	0	0	0	0	3	0	3	0,18	2	0	2	0,12
<i>Psathyropmyia shannoni</i> (Dyar 1929)	0	0	0	0	2	1	1	0,12	1	1	0	0,06
<i>Lutzomyia saulensis</i> (Floch & Abonnenc, 1944)	0	0	0	0	1	1	0	0,06	2	2	0	0,06
<i>Micropygomyia goiana</i> (Martins, Falcão & Silva, 1962)	1	1	0	0,06	0	0	0	0	1	1	0	0,06
<i>Psychodopygus antunesi</i> (Antunes, 1937)	1	1	0	0,06	0	0	0	0	1	1	0	0,06
<i>Evandromyia lenti</i> (Mangabeira, 1928)	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	0	0,06
<i>Micropygomyia quinquefer</i> (Dyar, 1929)	0	0	0	0	1	1	0	0,06	0	0	0	0
<i>Psychodopygus fluviatilis</i> (Floch e Abonnenc, 1944)	1	1	0	0,06	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Psychodopygus anduzei</i> (Rozeboom, 1942)	0	0	0	0	1	1	0	0,06	0	0	0	0
Grupo Shannoni	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	0	0,06
Não identificado	0	0	0	0	1	1	0	0,06	0	0	0	0
Danificados	8	8	0	0,48	6	6	0	0,36	43	35	8	2,57
<b>TOTAL</b>	<b>362</b>	<b>262</b>	<b>100</b>	<b>22,12</b>	<b>438</b>	<b>375</b>	<b>63</b>	<b>26,77</b>	<b>834</b>	<b>630</b>	<b>204</b>	<b>51,11</b>

**Tabela 2.** Espécies de flebotomíneos capturados pelas armadilhas Silva e CDC em mata de galeria no município de Chapadinha-MA.



**Figura 4. Média (± SEM) de indivíduos coletados.** Indivíduos coletados com a armadilha do tipo CDC (*Centers for Disease Control*) e duas armadilhas Silva com LED azul e duas armadilhas Silva com LED verde em ambiente de mata no município de Chapadinha-MA. Os dados absolutos foram convertidos em Log10 em software microsoft excel® (2019). Teste t student.



**Figura 5. Média de indivíduos danificados.** Indivíduos danificados nas armadilhas CDC (*Centers for Disease Control*) e nas quatro armadilhas Silva durante coletas realizadas em mata do município de Chapadinha-MA. Os dados absolutos foram convertidos em Log10 em software Microsoft Excel® (2019). Teste t student, \* indica  $p \leq 0,05$ .

## DISCUSSÃO

As armadilhas Silva apresentaram eficiência na captura de flebotomíneos, inclusive de espécies vetores. Os dados demonstraram que a armadilha Silva capturou as mesmas espécies da armadilha CDC, com exceção de espécies capturadas em menor quantidade, ou seja, com baixa densidade populacional na área, porém se aumentar o esforço de captura para no mínimo um ou dois anos de captura, é possível que a Silva capture as mesma da CDC.

Algumas espécies coletadas estavam danificadas, impossibilitando sua identificação. A maioria dos espécimes danificados foram capturados pela CDC, que no total danificou 53 espécimes durante as coletas, enquanto as quatro armadilhas SILVA somadas danificaram apenas 14 espécimes no total. O que evidencia a eficiência da armadilha SILVA em coletar insetos intactos. É importante enfatizar que, a coleta de indivíduos intactos torna possível a identificação e registro de espécies que apresentem baixa densidade, por isso, a utilização de uma armadilha que danifique o mínimo de amostra possível é ideal para trabalhos experimentais e trabalhos de taxonomia, que precisa de indivíduos com as estruturas intactas para uma identificação mais segura e precisa, além de ajudar na identificação precisa de grupos crípticos.

Armadilhas que utilizam o motor para a captura, geralmente causam danos nos dípteros. Conforme o citado por Gama et al. (2007), do total de 285 anofelinos capturados pela armadilha HP (Hoover Pugedo), 210 não foram identificados a nível de espécie devido às más condições dos insetos. Como mencionado anteriormente, a armadilha Silva não possui motor, o que evita este problema, Silva et al. (2019) comprovou este fato em um trabalho realizado para avaliar a armadilha Silva na captura de anofelinos, como resultado a armadilha Silva danificou poucos anofelinos em comparação ao material coletado pela armadilha CDC (SILVA et al., 2019).

As espécies de flebotomíneos descritas neste trabalho foram relatadas no território do estado do Maranhão (REBÊLO et al., 2010). Entretanto, a espécie *P. wellcomei* foi capturada pela primeira vez no município de Chapadinha - MA, e em grande abundância em ambiente de mata (SILVA et al., 2010; 2015; 2016; LIMA-NETO et al., 2018).

No presente estudo, a espécie com maior abundância foi *P. wellcomei*, considerada vetor do protozoário *Leishmania (Viannia) braziliensis*, que causa a leishmaniose mucocutânea em ambientes silvestres da região Nordeste, sendo encontrada também no peridomicílio de residências. A espécie *P. wellcomei* é encontrada

principalmente em ambientes próximos ou no interior de mata preservada, ocorrendo principalmente no período chuvosos do ano (READY et al., 1983; REBÊLO et al., 1999; SILVA; VASCONCELOS, 2005). Logo surge a necessidade da vigilância epidemiológica, uma vez que existem residências, moradores, funcionários e pesquisadores próximos de áreas de mata. Neste estudo, as espécies *L. sordellii* e *B. flaviscutellata* são encontradas predominantemente em áreas mais úmidas como os ambientes silvestres.

As espécies *N. whitmani* e *B. flaviscutellata* são vetores da leishmaniose tegumentar no Brasil (SILVA et al. 2010). A espécie *N. whitmani* é vetor da *L. (V.) braziliensis* e possui o comportamento antropofílico, enquanto que a *B. flaviscutellata* é vetor da *L. (L.) amazonensis*, ambas causadoras de leishmaniose tegumentar e presentes na região Nordeste do Brasil. A presença dessas espécies nesse estudo, mesmo que em menor número de indivíduos merece atenção, pois podem ser encontradas no ambiente peri e intradomiciliar de residências (QUEIROZ et al., 1994; TEODORO et al., 2003; AZEVEDO et al., 1990).

Nesta pesquisa, *B. flaviscutellata* representou a segunda espécie com maior abundância, considerada um flebotomíneo de área úmida e ambiente silvestre, que se alimenta ao nível do solo com ampla variedade de animais como marsupiais, aves, e sendo atraída principalmente por roedores (SHAW; LAINSON, 1968). A ecologia e distribuição de *B. flaviscutellata* está associado a vários tipos de vegetação como matas, florestas Amazônica, matas de igapó, capoeira, matas secundárias no Pará e fragmentos florestais no Cerrado. A dinâmica populacional desta espécie é influenciada pelo clima, particularmente pela precipitação sazonal. Ready et al. (1983) e Shaw, Lainson, Ward (1972), na Amazônia oriental, por exemplo, este vetor (*B. flaviscutellata*) foi encontrado durante a estação seca em grande abundância em florestas inundadas de igapó e durante a estação chuvosa nas matas secundárias de capoeira. Além da floresta Amazônica, sua distribuição inclui ainda fragmentos florestais e matas de várzea do Cerrado e algumas regiões da Mata Atlântica.

Essa espécie *B. flaviscutellata* pode ser encontrada no ambiente peridomiciliar de residências e tem a capacidade de sobreviver a áreas de desmatamento, colonizando rapidamente outros habitats secundários, isso ocorre principalmente pela enorme adaptabilidade da espécie (BRITO et al., 2014; CARVALHO et al., 2013; OLIVEIRA et al., 2003; NUNES et al., 2008; SHAW; LAINSON, 1972).

A utilização dos LEDs vem ganhando espaço por apresentar inúmeras vantagens em comparação as fontes de luzes convencionais, usadas para capturar insetos vetores (SILVA et al., 2015; SILVA et al., 2016). Determinados grupos de insetos, possuem a visão tricomática, baseado principalmente nos comprimentos de onda azul e verde, como observado por Briscoe e Chittka (2001). Como já foi demonstrado em trabalhos anteriores (SILVA et al. 2015; 2016), os LEDs são eficientes na captura de flebotomíneos.

Diante disso, os resultados do presente estudo confirmam que os LEDs azul e verde são eficientes na atração dos flebotomíneos em comparação a outros métodos de captura (SILVA et al. 2015a; 2015b; 2016; SILVA et al., 2019; COSTA-NETA et al., 2017; 2018).

Em relação a avaliação da armadilha Silva, esta apresentou eficiência em comparação à CDC, uma vez que CDC apresentou muitos flebotomíneos danificados em comparação ao material biológico da armadilha Silva. Somente armadilha CDC danificou 43 espécimes (2,57 %), enquanto que as quatro armadilhas SILVA danificaram apenas 14 espécimes (0,84 %), o que demonstra a eficiência da armadilha sem motor em coletar insetos, preservando suas estruturas morfológicas. Além de ser eficiente e não danificar as estruturas dos insetos, a armadilha Silva é de baixo custo, fácil manuseio e não possui nenhum aparato com motor e hélice. Com isso, a armadilha Silva é uma alternativa a ser usada no controle e monitoramento vetorial de espécies que são atraídos por fontes luminosas, como por exemplo, o mosquito do gênero *Anopheles*.

Dessa forma, os resultados alcançados neste estudo podem contribuir para o conhecimento e ecologia da fauna de flebotomíneos locais, além de auxiliar em programas de vigilância, monitoramento e controle de insetos vetores de doença, pois a armadilha Silva, a base de LEDs é mais eficiente, possui baixo custo e o material biológico é preservado em seu recipiente rígido, que o protege dos intemperes e no transporte ao laboratório, ideal para ensaios em campo.

## CONCLUSÃO

O estudo demonstra que armadilha Silva é eficiente na captura de pequenos dípteros devido aos resultados apresentados, pois apresenta um grande potencial para auxiliar nos trabalhos de taxonomia, com a preservação anatômica dos insetos, pois a mesma é um modelo de armadilha em que o inseto é atraído para área de armazenamento do material biológico de forma passiva, assim é baixo o índice de insetos danificados, e no monitoramento e controle de insetos vetores, pois apresenta uma configuração simples, de fácil manuseio e de baixo custo econômico, uma vez que, essa armadilha utiliza LEDs como fonte de atração dos insetos e não possui aparato como motor e hélice.

Em relação as espécies encontradas nesse estudo, é o primeiro registro da espécie *P. wellcomei* no município de Chapadinha - MA, que aparece em grande abundância na área de mata e merece atenção, por ser um vetor da leishmaniose mucocutânea. As espécies *B. flaviscutellata* e *N. whitmani* são consideradas espécies vetores e foram capturados tanto pela armadilha CDC quanto pela as armadilhas Silva, demonstrando a eficiência da armadilha na captura de vetores das leishmanioses.

## REFERÊNCIAS

- AZEVEDO A.C. R. et al. Natural infection of *L. (Nyssomyia) whitmani* (Antunes & Coutinho, 1939) by *Leishmania* of the braziliensis complex in Baturité, Ceará State, Northeastern Brazil. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 85, n.2, p.251, 1990.
- BIRSCOE, A. D.; CHITTKA, L. The evolution of color vision in insects. **Annual review of Entomology**, v. 46. N. 1, p 471-510, 2001.
- BRASIL, R.P. et al. *Sand fly vectors of Leishmania in the Americas – a mini review*. **Entomology, Ornithology & Herpetology**, v.4, n. 144. 2015.
- BRITO, V.N. et al. Phlebotomine fauna, natural infection rate and feeding habits of *Lutzomyia cruzi* in Jaciara, state of Mato Grosso, Brasil. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v.109, n. 7, p. 899-904, 2014.
- CAMARGO-NEVES, V.L. et al. Utilização de ferramentas de análise espacial na vigilância epidemiológica de leishmaniose visceral americana- **Caderno de Saúde Pública**, Araçatuba, São Paulo, Brasil, 1998-1999. p. 1263-1267. 2001.
- CARVALHO, B.M. et al. Leishmaniasis transmission in na ecotourism área: potencial vectors in Ilha Grande, Rio de Janeiro State, Brazil. **Parasites & Vectors**, v.6, p. 325, 2013.
- COSTA-NETA MB. et al. Light-Emitting Diode (LED) traps improve the light-trapping of anopheline mosquitoes. **Journal of Medical Entomology**. 2017. <https://doi.org/10.1093/jme/tjx148>.
- COSTA-NETA BM. et al. Centers for Disease Control-type light traps equipped with high-intensity light-emitting diodes as light sources for monitoring *Anopheles* mosquitoes. **Acta Tropica** 2018; 18:61–63.
- DIAS, F. O. P.; E. S. LOROSA; J. M. M. REBÊLO. Fonte alimentar sanguínea e a peridomiciliação de *L. longipalpis* (Lutz e Neiva, 1912) (Psychodidae, Phlebotominae). **Caderno de Saúde Pública**, v. 19, p. 1373–1380, 2003.
- Fiocruz, Fundação Oswaldo Cruz. Leishmanioses: conheça os insetos transmissores e saiba como se prevenir. Disponível em: [www.portal.fiocruz.br/noticia/leishmanioses-conheca-os-insetos-transmissores-e-saiba-como-se-prevenir](http://www.portal.fiocruz.br/noticia/leishmanioses-conheca-os-insetos-transmissores-e-saiba-como-se-prevenir). Acesso em: 26 maio. 2022.

FAIMAN, R., CUNO, R., WARBURG, A. Comparative efficacy of three suction traps for collecting phlebotomine sand flies (Diptera: Psychodidae) in open habitats. **Journal of Vector Ecology**. v.34. n.1: p.114-118, 2009.

FONTELES, R. S. et al. Preferência alimentar sanguínea de *Lutzomyia whitmani* (Diptera, Psychodidae) em área de transmissão de leishmaniose cutânea americana, no Estado do Maranhão, Brasil. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical** (Impresso), v. 42, p. 647-650, 2009.

GALATI, E.A.B. Morfologia e taxonomia. Morfologia, terminologia de adultos e identificação dos táxons da America. In EF Rangel, R Lainson, **Flebotomíneos do Brasil**, FIOCRUZ, Rio de Janeiro, p. 53-175.2003.

GAMA, R. A. et al. Evaluation of the HP trap baited with different release rates of octenol for capturing anophelines (Diptera, Culicidae) in Brejo do Mutambal, municipality of Varzelândia, State of Minas Gerais. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, [S.L.], v. 40, n. 4, p. 408-410, ago. 2007.

LAISON, R.; SHAW, J. J. Leishmaniasis in Brazil I. Observations on enzootic rodent leishmaniasis- Incrimination of *Lutzomyia flaviscutellata* ( Mangabeira) as the vector in the lower Amazonian Basin. **Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene**, v.62, p.385-395, 1968.

LOPES, E.G.P. et al. Transmission of visceral leishmaniasis in dogs in a risk área of the metropolitan region of Belo Horizonte, Minas Gerais, Brazil. **Arq. Bras. Med.Vet. Zootec**. v.68, n.6, p.1403- 1412, 2016.

MAROLI, M. et al. Phlebotomine sandflies and the spreading of leishmaniasis and other diseases of public health concern. **Medical and Veterinary Entomolgy**. 27: 123-147, 2013.

MINISTÉRIO DA SAÚDE. Secretária de Vigilância em Saúde. Manual de Vigilância da Leishmaniose Tegumentar, p.189,2017.

MARCONDES, M.; ROSSI, C. Leishamniose Visceral no Brasil. **Brazillian Journal of Veterinary Research and Animal Science**. São Paulo, v. 50, n. 5, p. 341-352, 2013.

NUNES, V. L. B. et al. Estudo de flebotomíneos (Diptera, Psychodidae) em área urbana do município de Bonito, Mato Grosso do Sul, Brasil. **Revista Brasileira de Entomologia**, v. 52, n. 3, p. 446-451, 2008.

OLIVEIRA, A.G. et al. Estudo de flebotomíneos (Diptera, Psychodidae, Phlebotominae) na zona urbana da Cidade de Campo Grande, Mato Grosso do Sul, Brasil, 1999-2000. **Cadernos de Saúde Pública**, v. 19, n.4, p. 933-944, 2017.

ORYAN, A.; AKBARI, M.. Worldwide risk factors in leishmaniasis. **Asian Pacific Journal Of Tropical Medicine**, [S.L.], v. 9, n. 10, p. 925-932, out. 2016. Medknow. <http://dx.doi.org/10.1016/j.apjtm.2016.06.021>.

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

READY PD, Ribeiro AL, LAINSON R, ALENCAR JE, Shaw JJ. Presence of *Psychodopygus wellcomei* (Diptera: Psychodidae), a proven vector of *Leishmania braziliensis*, in Ceará State. **Memorias do Instituto Oswaldo Cruz**. v.78, p.235-236, 1983.

READY, P. Biology of phlebotomine sand flies as vectors of disease agents. **Annual Review Entomology**.58: 227-250, 2013.

READY, P.D.; LAINSON, R.; SHAW, J. J. Leishmaniasis in Brazil. XX: Prevalence of “enzootic rodent leishmaniasis” (*Leishmania mexicana amazonensis*) and apparent absence of pian-bois (*Le. Braziliensis guyanensis*), in plantations of introduced tree species and in other non-climax forests in eastern Amazonia. **Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene**, v. 77, p. 775-785, 1983.

REBÊLO JMM. et al. Flebotomos (Diptera: Phlebotominae) da Ilha de São Luís, Zona do Golfão Maranhense, Brasil. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical** 1999;32:247-253.

REBÊLO, J.M.M., A.N. ASSUNÇÃO JUNIOR, O. SILVA. Ocorrência de flebotomíneos (Diptera, Psychodidae) em focos de leishmaniose, em área de ecoturismo do entorno do Parque Nacional dos Lençóis Maranhenses, Brasil. **Caderno de Saúde Pública**, Rio de Janeiro. 26(1): 195-198, 2010.

SHAW, J. J.; LAINSON, R. Leishmaniasis in Brazil: VI. Observations on the seasonal variations of *Lutzomyia flasviscutellata* in diferente types of forest and it relationship to

enzootic rodente leishmaniasis ( *Leishmania mexicana amazonensis*). **Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene**, v. 66, n. 5, p. 709-717, 1972.

SHAW, J.J.; LAINSON, R. Leishmaniasis in Brazil: II. Observations on enzootic rodent leishmaniasis in the lower Amazon region- the feeding habits of the vector, *Lutzomyia flaviscutellata*, in reference to man, rodents and other animals. **Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene**, v. 62, n.3, p. 396-405, 1968.

SHAW, J.J.; LAINSON, R.; WARD, R.D. Leishmaniasis in Brazil. VII. Further observations on the feeding habitats of *Lutzomyia flaviscutellata* (Mangabeira) with particular reference to its biting habits at different heights. **Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene**, v. 66, n.5, p. 718-723, 1972.

SHERLOCK, I.A. Importância Médico-Veterinária. In: RANGEL, E.F.; LAINSON, R. (Org.). **Flebotomíneos do Brasil**. Rio de Janeiro: Editora Fiocruz. Cap. 1, p. 15- 22. 2003.

SHIMABUKURO, P.; de ANDRADE, A.; GALATI, E. Checklist of American sand flies (Diptera, Psychodidae, Phlebotominae): Genera, species, and their distribution. **ZooKeys**, v. 660, n. 8, p.67, 2017.

SILVA DF, VASCONCELOS SD. Flebotomíneos em fragmentos de Mata Atlântica na Região Metropolitana do Recife, PE. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**. 38: 264- 266, 2005.

SILVA, F.S., BRITO, J.M., COSTA-NETA, B.M. 2015a. Field evaluation of light-emitting diode as attractant for blood-sucking midges of the genus *Culicoides* Latreille (Culicomorpha, Ceratopogonidae) in the Brazilian savanna. **Entomological News**. 125: 1-6.

SILVA, F.S. et al. Sand flies (Diptera: Psychodidae) in a cerrado area of the Maranhão state, Brazil. **Neotropical Entomology**.39: 1032-1038, 2010.

SILVA, F.S., CARVALHO, L.P.C., SOUZA, J.M. Flebotomíneos (Diptera: Psychodidae) associados a abrigos de animais domésticos em área rural do nordeste do estado do Maranhão, Brasil. **Revista de Patologia Tropical**. v. 41, n.3. p. 337-347, 2012.

SILVA, F.S., da SILVA, A.A., REBÊLO, J.M.M. An evaluation of light-emitting diode (LED) traps at capturing phlebotomine sand flies (Diptera: Psychodidae) in a livestock area in Brazil. **Journal of Medical Entomology**. v.0. n. 0. 2016. DOI: 10.1093/jme/tjw016.

SILVA, F.S. et al. Sand flies (Diptera: Psychodidae) in a cerrado area of the Maranhão state, Brazil. **Neotropical Entomology**. 2010. 39: 1032-1038.

SILVA, F.S. et al. Field performance of a low cost, simple-to-build, non-motorized light-emitting diode (LED) trap for capturing adult *Anopheles* mosquitoes (Diptera, Culicidae). **Acta Tropica**, [S.L.], v. 190, p. 9-12, fev. 2019. Elsevier BV. <http://dx.doi.org/10.1016/j.actatropica.2018.10.014>.

SILVA FS, COSTA-NETA BM, ALMEIDA MS, ARAÚJO EC, AGUIAR JVC. Field performance of an efficient, low cost, simple-to-build, non-motorized Light-Emitting Diode (LED) trap for capturing adult *Anopheles* mosquitoes (Diptera: Culicidae). **Acta Tropica** 2019; 190:9-12.

SILVA, F.S., BRITO, J.M., COSTA-NETA, B.M. 2015a. Field evaluation of light-emitting diode as attractant for blood-sucking midges of the genus *Culicoides* Latreille (Culicomorpha, Ceratopogonidae) in the Brazilian savanna. **Entomological News**. v.125: 1-6.

SILVA, F.S., BRITO, J.M., COSTA-NETA, M.B., LOBO, S.E.P. D. 2015b. Evaluation of light emitting diodes as attractant for sandflies (Diptera: Psychodidae: Phlebotominae) in northeastern Brazil. **Memorias do Instituto Oswaldo Cruz**. 110: 801-3.

SILVA, F.S., A.A. SILVA, J.M.M. Rebêlo. 2016. An evaluation of light-emitting (LED) traps at capturing Phlebotomine sandflies (Diptera: Psychodidae) in a livestock area in Brazil. **Journal of Medical Entomology**. 0 (0): 1-5.

SILVA FS, COSTA-NETA BM, ALMEIDA MS, ARAÚJO EC, AGUIAR JVC. Field performance of an efficient, low cost, simple-to-build, non-motorized Light-Emitting Diode (LED) trap for capturing adult *Anopheles* mosquitoes (Diptera: Culicidae). **Acta Tropica** 2019; 190:9-12.

SUDIA, W.D, CHAMBERLAIN, R.W. 1962. Battery-operated light trap, an improved model. **Mosquito News**. v.22: 126-9. 1962.

TEODORO U. et al. Ecologia de *Lutzomyia* (*Nyssomyia*) *whitmani* em área urbana do município de Maringá, Paraná. **Revista de Saúde Pública**. 2003. 37: 651-656.

VENTER, G. J., LABUSCHAGNE, K., BOIKANYO, S. N. B., MAJATLADI, D. M., and MOREY, L. 2011. The effect of 1-octen-3-ol and 4-methylphenol on *Culicoides*

midge numbers collected with suction light traps in South Africa. **Veterinary Parasitology** 175: 182-186.