

Universidade de São Paulo
Faculdade de Saúde Pública

**Estudo da eficácia de uma armadilha para o
monitoramento do mosquito *Aedes aegypti* (Diptera:
Culicidae)**

José Ubirantan Cordeiro

**Dissertação apresentada no Programa de Pós-
Graduação da Faculdade em Saúde Pública para
obtenção do Título de Mestre em Entomologia em
Saúde Pública**

**Área de Concentração: Epidemiologia de doenças
veiculadas por artrópodes**

Orientador: Prof. Dr. Mauro Toledo Marrelli

São Paulo

2021

Estudo da eficácia de uma armadilha para o monitoramento do mosquito *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae)

José Ubirantan Cordeiro

Dissertação apresentada no Programa de Pós-Graduação da Faculdade em Saúde Pública para obtenção do Título de Mestre em Entomologia em Saúde Pública

Área de Concentração: Epidemiologia de doenças veiculadas por artrópodes

Orientador: Prof. Dr. Mauro Toledo Marrelli

São Paulo

2021

Autorizo a reprodução e divulgação total ou parcial deste trabalho, por qualquer meio convencional ou eletrônico, para fins de estudo e pesquisa, desde que citada a fonte.

Catálogo da Publicação

Ficha elaborada pelo Sistema de Geração Automática a partir de dados fornecidos pelo(a) autor(a)
Bibliotecária da FSP/USP: Maria do Carmo Alvarez - CRB-8/4359

Cordeiro, José

Estudo da eficácia de uma armadilha para o monitoramento do mosquito *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae) / José Cordeiro; orientador Mauro Marrelli. -- São Paulo, 2021.
79 p.

Dissertação (Mestrado) -- Faculdade de Saúde Pública da Universidade de São Paulo, 2021.

1. Ovitrapa. 2. armadilha. 3. ovos. 4. *Aedes aegypti*.
5. Larvas. I. Marrelli, Mauro, orient. II. Título.

DEDICATÓRIA

Dedico este Trabalho aos meus pais (in memoria), filhos e netos, amigos e especialmente a todos aqueles que dedicam seu tempo à pesquisa científica para melhoria da Saúde Pública.

AGRADECIMENTOS

Em primeiro lugar, agradeço a Deus pela minha existência.

Ao meu orientador Prof. Dr. Mauro Toledo Marrelli, pela confiança e pela oportunidade do meu crescimento profissional.

Ao meu co-orientador Prof. Dr. Walter Ceretti Junior, por sua dedicação, pelas reuniões, pelas aulas ministradas e pelas dicas que me permitiram a dar início na confecção do projeto.

Todos os professores que ministraram as aulas, e aos Professores Dr. Paulo Roberto Urbinatti, Prof. Dr. Delsio Natal pelos seus conhecimentos divididos conosco.

Agradeço especialmente a Professora Dra. Denise Pimentel e o Professor Fredy Galvis que me ajudaram muito nas aulas de Bio-Estatística.

A Dr^a Regiane Maria Tironi de Menezes pela orientação e correção, após o exame de qualificação.

A Prof. Dr^a Eunice Bianchi Galati por nos transmitir seus ricos conhecimentos em sala de aula.

Ao Prof. Dr. Francisco Chiarovaloti Neto pelos seus ensinamentos em sala de aula no curso de Epidemiologia.

E todos os meus colegas de turma do curso de entomologia e aos colegas do laboratório de entomologia que muito me ajudaram, especialmente ao Antônio Ralph Medeiros de Souza por sua dedicação e ajuda nas análises dos dados.

Agradeço também a excelente taxonomista Marcia Bicudo de Paula pela sua grande preocupação com os alunos na identificação taxonômica das espécies de culicídeos.

Ao meu amigo Pedro Carmo de Souza e sua esposa Sandra Rosa Almeida Souza que são pessoas que estimo e me ajudaram muito durante meu trabalho.

Aos meus amigos Cristiano, Juliano, Joice e Vítor e ao Técnico de Laboratório Mauricio que me ensinaram muito sobre a Ecologia do cerrado e principalmente ao meu Professor Dr. Sergio Meirelles do Departamento de Ecologia da USP.

Ao Programa de Pós-Graduação em Entomologia (FSP), pela oportunidade de cursar o mestrado de bom nível.

Agradeço também a secretaria do curso Renilda Maria de Figueiredo Shimono pela atenção e dedicação.

Meu muito obrigado a todos!

A palavra progresso não tem nenhum sentido enquanto ainda existirem crianças infelizes.

Albert Einstein

Resumo

CORDEIRO, J.U. Estudo da eficácia de uma armadilha para o monitoramento do mosquito *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae) [Dissertação (Mestrado em Entomologia Saúde Pública)]. São Paulo: Faculdade de Saúde Pública da Universidade de São Paulo, 2021.

Introdução: O *Aedes aegypti* é o principal vetor transmissor do vírus causador da dengue, Chikungunya, Zika Vírus e vírus da Febre Amarela urbana no Brasil, tendo uma ampla distribuição em países de clima quente e úmido. Atualmente, novas metodologias são necessárias para o controle do *Aedes aegypti* (Diptera Culicidae) diante de recentes surtos e re-emergência destes vetores. Entre os métodos de controle dos culicídeos as armadilhas de oviposição vem sendo testadas e avaliadas em vários países, principalmente no Brasil.

Objetivo: Testar a eficácia de um novo recipiente proposto como armadilha de oviposição de fêmeas do mosquito *Aedes aegypti*, comparando-o com a tradicional armadilha ovitrampa na Unidade Faculdade de Saúde Pública, Campus Quadrilátero da Saúde e Direito/USP.

Métodos: Foram selecionadas quatro áreas no campus da Faculdade de Saúde Pública para instalação mensal de quatro armadilhas ovitrampa e quatro recipientes novos, a 1,00 metro do solo, totalizando oito armadilhas, com a finalidade de testar a eficiência na postura de ovos por fêmea do *Aedes aegypti*. O estudo ocorreu ao longo do ano 2019, entre os meses de fevereiro e setembro, compreendendo os períodos sazonais Primavera-Verão, Outono-Inverno de 2019.

Resultados: Após as coletas, comparou-se o desempenho de todas as armadilhas e seus substratos com presença ou não de ovos nas palhetas das ovitrampa e no recipiente novo, e também sua sensibilidade. Para analisar a eficiência das armadilhas ovitrampa optou-se pelo cálculo do Índice de Positividade de ovitrampa (IPO) onde o número de armadilhas positivas é dividido pelo número de ovitrampas inspecionadas x 100; (IDO) Índice de Densidade de ovos, onde o Total de ovos nas paletas dividido pelo Total de armadilhas positivas; (IMO) Índice Médio de Ovos, onde o número de ovos coletados dividido pelo número de ovitrampa inspecionada. Desta forma, para cada amostragem, foram calculados os valores correspondentes aos Índices citados sendo que os meses mais representativos para ovos de *Aedes aegypti* coletados pela ovitrampa foram mês de março (661 ovos) e maio (624 ovos), onde foram registrados uma média de 295,6 ovos de *Aedes aegypti*. Os valores mais expressivos para IPO e IDO (62,5%; 41,3% respectivamente) foram registrados no período de verão de 2019 com um total de 661 ovos de *Aedes aegypti*, enquanto o maior número de ovos coletados no inverno chegou a 110, embora nas demais áreas observou-se um número razoável de ovos coletados. **Conclusão:** O recipiente novo se mostrou negativo para todas as amostras na postura de ovos pela fêmea do *Aedes aegypti*. A armadilha convencional Ovitrampa foi positiva durante todo o período de estudo indicando a presença de fêmeas de *Aedes aegypti* no ambiente. O novo recipiente não pode ser considerado uma armadilha de oviposição.

Descritores: Ovitrampa; armadilha; *Aedes aegypti*; larva; ovos

ABSTRACT

CORDEIRO, J.U. Study of the efficacy of a trap for monitoring the mosquito *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae) [Dissertation (Master in Entomology in Public Health)]. São Paulo: Faculty of Public Health, University of São Paulo, 2021.

Introduction: *Aedes aegypti* is the main transmitting vector of dengue, chikungunya, Zika virus and urban yellow fever virus in Brazil, having a wide distribution in countries with hot and humid climate. Currently, new methodologies are needed to control *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae) in the face of recent outbreaks of these vectors. Among the culicid control methods the traps have been tested and evaluated in several countries, mainly in Brazil. **Objective:** To test the efficacy of a new container proposed as an oviposition trap of females of the *Aedes aegypti* mosquito, comparing it with the traditional ovitrap, on the campus where the School of Public Health/USP is located. **Methods:** Four areas were selected on the campus of the School of Public Health to install monthly four ovitraps and four new containers with distance of 3 meters and a height of 1.00 meters from the ground, totaling eight traps for the purpose of testing posture efficiency of eggs per female of *Aedes aegypti*. The study took place throughout the year from February to September comprising the seasonal periods of Spring-Summer and Fall-Winter of 2019. **Results:** After the collections, the performance of all traps and their substrates with or without eggs in the ovitrap reeds and in the new container was compared, as well as their sensitivity. To analyze the efficiency of ovitraps, we opted for the calculation of the ovitrap Positivity Index (IPO) where the number of positive traps is divided by the number of inspected ovitraps x 100; (IDO) Egg Density Index, where Total eggs in palettes divided by Total positive traps; (IMO) Average Egg Index where the number of eggs collected divided by the number of eggs inspected. Thus, the most representative months for *Aedes aegypti* eggs collected by ovitrap was in March (661eggs) and May (624eggs) where an average of 295.6 eggs of *Aedes aegypti* were recorded. The most significant values for IPO and IDO (62.5%; 41.3% respectively) were recorded in the summer of 2019 with a total of 661 *Aedes aegypti* eggs, while the largest number of eggs collected in winter reached 110, although in the other areas they presented a reasonable number of eggs collected. **Conclusion** The new container was negative for all samples in egg laying by *Aedes aegypti* female. The conventional device Ovitrap was positive throughout the study period indicating the presence of females of *Aedes aegypti* in the environment. The new container can not be considered an oviposition trap.

Keywords: Ovitrap; trap; *Aedes aegypti*; larvae; eggs

Sumário

1. INTRODUÇÃO	14
1.1. ASPÉCTOS HISTÓRICOS SOBRE A DENGUE.....	14
1.2. O <i>Aedes aegypti</i>	21
1.3. INFLUÊNCIA DA TEMPERATURA E PRECIPITAÇÃO SOBRE O <i>Aedes aegypti</i>	23
1.4. ATRATIVOS.....	24
1.5. VIGILÂNCIA ENTOMOLÓGICA DE VETORES DA DENGUE.....	25
1.6. ARMADILHAS E ASPIRADOR DE NASCI	25
1.6.1. CDC-LUMINOSA.....	25
1.6.2. CDC COM CO ₂ E LUREX 3.....	27
1.6.3. ARMADILHA DE SHANNON.....	28
1.6.4. ARMADILHA MOSQUITO MAGNET	29
1.6.5. ARMADILHA ADULTRAP.....	31
1.6.6. ARMADILHA MOSQUITRAP.....	32
1.6.7. ASPIRADOR DE NASCI.....	34
1.6.8. ARMADILHA OVITRAMPA.....	35
1.6.8. ARMADILHA LARVITRAMPA.....	37
1.7. ECOLOGIA DO <i>Aedes aegypti</i>	39
2. JUSTIFICATIVA	40
3. OBJETIVOS	40
3.1. OBJETIVO GERAL.....	42
3.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS.....	42
4. MATERIAL E MÉTODOS	43
4.1. ÁREA DE ESTUDO.....	43

4.2. ARMADILHAS UTILIZADAS NO ESTUDO.....	43
4.3. ATIVIDADE DE CAMPO.....	46
4.3.1. INSTALAÇÃO DAS ARMADILHAS	46
4.3.2. TRANSPORTE PARA O LABORATÓRIO.....	49
4.4. ANÁLISES DE DADOS.....	50
4.5. DADOS METEREOLÓGICOS.....	50
5. RESULTADOS.....	51
5.1. CONTAGEM DOS OVOS.....	51
6. DISCUSSÃO.....	58
7. CONCLUSÕES.....	63
8. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	64
ANEXOS.....	78

Lista de Figuras

Figura 1. Distribuição de casos de dengue no mundo entre janeiro a fevereiro de 2018.....	16
Figura 2. Ciclo de Vida do Mosquito <i>Aedes aegypti</i>	23
Figura 3. A: imagem da armadilha CDC luminosa: B: Compartimento de aprisionamento dos mosquitos.....	27
Figura 4. A: Armadilha CDC com CO ₂ e Lurex3. B: Detalhe da adaptação do lurex 3 a CDC. C: Detalhe da mangueira onde o CO ₂ é liberado.....	28
Figura 5. Armadilha de Shannon.....	29
Figura 6. Capturador de castro.....	29
Figura 7. A: Armadilha Mosquito Magnet Independence. B Compartimento de aprisionamento dos insetos.....	31
Figura 8. Armadilha Adultrap.....	32
Figura 9. Armadilha MosquiTrap (versão 2). A: parte inferior. B: Parte superior. C: Cartão adesivo que é colocado no interior da armadilha. D: Tela de proteção que evita o contato do mosquito com a água. E: Suporte para AtrAedes (Atraente de oviposição sintético).F:AtrAedes(atraente de oviposição sintético).....	34
Figura 10. Modelo de aspirador para coleta de mosquitos adultos.....	35
Figura 11. Ovitampa com palheta de Eucatex para coleta dos ovos.....	37
Figura 12. Armadilha Larvitampa.....	38
Figura13. Esquema dos tipos de criadouros de <i>Aedes aegypti</i> e <i>Aedes albopctus</i>	40
Figura 14. Mapa do Estado de São Paulo.....	44
Figura 15. Localização geográfica da Faculdade de Saúde Pública -USP.....	45
Figura 16. A. Ovitampa com palheta de Eucatex® para coleta dos ovos. B. recipiente novo para coleta de ovos de <i>Aedes aegypti</i>	46

Figura 17. Pontos de instalação das armadilhas (círculo amarelo) no campus da Faculdade de Saúde Pública/USP.....	47
Figura 18. Detalhes da instalação das armadilhas ponto 1,2,3,4 respectivamente p/coletas de ovos.....	48
Figura 19. Fotos de coletas de ovos na palheta de Eucatex na armadilha ovitrampa no laboratório da Faculdade de Saúde Pública/USP.....	49
Figura 20. Médias de ovos de <i>Aedes aegypti</i> coletados pela ovitrampa ao longo do ano de 2019, representadas pela coluna de cor turquesa e desvio padrão.....	56
Figura 21. Médias de ovos coletados de <i>Aedes aegypti</i> por Ponto ao longo do ano de 2019 no campus da Faculdade de Saúde Pública, USP.....	56
Figura 22. Médias de ovos coletados de <i>Aedes aegypti</i> por Período, Verão/Outono, Inverno/Primavera, ao longo do ano de 2019 no campus da Faculdade de Saúde Pública, USP.....	57

Lista de Tabelas

Tabela 1. Resultados da contagem de ovos no período de fevereiro a novembro de 2019 coletados pela armadilha ovitrampa e recipiente novo no Laboratório da Faculdade de Saúde Pública/USP.....	51
Tabela 2. Índice de Positividade de Ovitrampa (IPO), Índice de Positividade de Ovos, Total de ovos de <i>Aedes aegypti</i> coletados na FSP/USP, no período de fevereiro a novembro de 2019.....	53
Tabela 3. Análise descritiva das coletas e captura de ovos de <i>Aedes aegypti</i> por período (Verão e Inverno) pela armadilha ovitrampa no campus da FSP/USP, 2019.....	54
Tabela 4. Análise descritiva das coletas e captura de ovos de <i>Aedes aegypti</i> por ponto na ovitrampa no campus da FSP/USP, 2019.....	54
Tabela 5. Comparativo da eficiência das armadilhas ovitrampa, armadilha nova, segundo a positividade de armadilha. FSP/USP, 2019.....	55
Tabela A. Médias das Temperaturas Máximas e Mínimas e pluviosidade registradas durante os oito meses de estudo no Município de São Paulo 2019.....	79
Tabela B. Médias das Temperaturas Máximas e Mínimas e pluviosidade registradas durante os oito meses de estudo no período de verão e inverno de 2019.....	79

1. INTRODUÇÃO

1.1. ASPÉCTOS HISTÓRICOS SOBRE A DENGUE

A dengue é uma doença infecciosa aguda provocada pelo vírus do gênero *Flavivírus*, pertencente à família *Flaviviridae*, isolado por Kimura em 1943 e posteriormente por Hotta, em 1944. Sabin e Schlesinger em 1945 isolaram a cepa Havaí, e no mesmo ano descobriram um outro vírus na Nova Guiné. Sabin observou que estas cepas tinham características antigênicas diferentes e com isto passaram a considerar que eram sorotipos diferentes do mesmo vírus. As cepas do Havaí foram denominadas de sorotipo DENV-1 e a da Nova Guiné de sorotipo DENV-2 (MACKENZIE et al. 2004, NORMILE 2013).

No ano de 1956, foram isolados mais dois sorotipos, o vírus DENV-3 e DENV-4, depois de uma epidemia de dengue hemorrágica no Sudeste Asiático, definindo-se então os quatro sorotipos: DENV-1, DENV-2, DENV-3, DENV-4 (MARTINEZ-TORRES 1990, GUSMÁN & KOURI 1996) que se propagam rapidamente em áreas tropicais e subtropicais tornando-se grande problema de Saúde Pública no Brasil e no Mundo (KYLE & HARRIS 2008).

Por ser transmitido por meio da picada de um artrópode, o vírus da dengue é considerado um arbovírus. Nos últimos anos, já foram identificados no Brasil os quatro sorotipos desse vírus e subdivididos em diversos genótipos (MACKENZIE et al. (2004). Na Malásia foi identificado e isolado em uma amostra de um agricultor hospitalizado em 2007 de um novo sorotipo denominado DENV-5, que é uma forma grave de Dengue silvestre. Segundo MUSTAFA et al. (2015) esse sorotipo circula apenas em primatas não

humanos, sem comprovação da transmissão do vírus entre humanos e nem em outros países.

As primeiras evidências do ciclo de transmissão da dengue com o *Aedes aegypti* como principal vetor da transmissão da doença foi descrito por Bancroft em 1906, confirmado por Agramonte no mesmo ano e por Simons em 1931 (MARTINEZ-TORRES 1990).

Para RUSSEL et al. (1968) os quatro sorotipos da doença dengue podem tanto causar a forma clássica como a da dengue hemorrágica. Observando pessoas que entraram em contato com o vírus dengue pela segunda vez, RUSSEL et al. (1968) notaram que estas pessoas tiveram infecções mais severas em relação àquelas que tiveram a primeira infecção. Em um estudo realizado na Tailândia por SANG- KAWIBHA et al. (1984), foi observado que uma segunda infecção pelo DENV-2, fica mais propensa ao risco para a síndrome do choque de dengue e dengue hemorrágica.

Em estudo feito no Equador, WATTS et al. (1999) observaram que a infecção pelo DENV-2 não apresentou maior virulência que os outros sorotipos e concluíram que o Dengue-2 das Américas, é diferente do Dengue 2 do Sudeste Asiático. Na Jamaica em 1963, foram detectados os primeiros casos de dengue relacionados ao DENV-3, que se espalharam por toda ilha do Caribe atingindo também a Venezuela e Colômbia. Na mesma época, foram notificados casos importados de dengue nos Estados Unidos (DONALÍSIO 1999). No Brasil, o DENV-3, cepa isolada em 2001, é apontado como o mais virulento, sendo responsável pela epidemia no Rio de Janeiro no ano de 2002 que apresentou casos elevados de dengue hemorrágico e síndrome do choque de dengue. (NOGUEIRA et al. 2001, 2005).

Dengue é uma doença de grande importância epidemiológica e seu vetor o *Aedes aegypti* se espalha facilmente em regiões tropicais causando sérias epidemias pelo mundo (TEIXEIRA et al. 1999, TEIXEIRA et al. 2001, CORREA et al. 2005, BARRETO & TEIXEIRA 2008, PINHEIRO & CORBER 1997, WILBER-SMITH et al. 2009). Estima-se que cerca de 2,5 bilhões de pessoas vivem em países endêmicos com alto risco de infecção (GLUBER 1998), colocando mais da metade da população mundial sob risco de infecção (Figura 1), onde nos últimos 50 anos, mais de 100 milhões de pessoas são infectadas em mais de 100 países (WHO 2018).

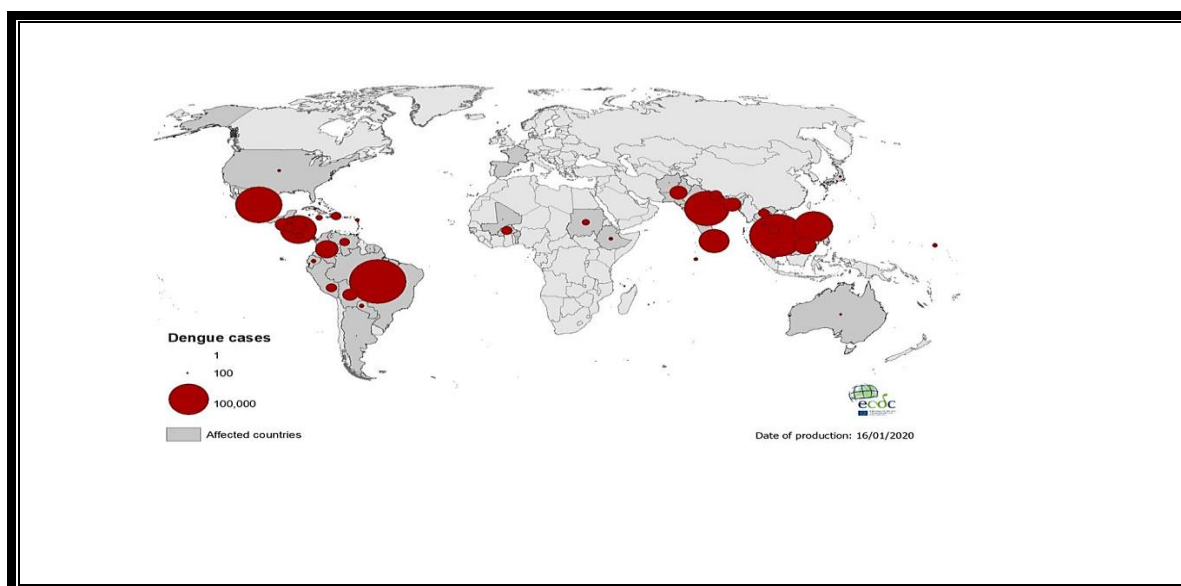


Figura 1. Distribuição de casos de dengue no mundo entre janeiro e fevereiro de 2018
Fonte: European Centre for Disease Prevention and Control; janeiro de 2020

Segundo GLUBER (1998) os primeiros relatos documentados na literatura sobre a dengue foram no Egito e na Ilha de Java em 1779 e 1780. Foram detectadas ocorrência de pandemia e epidemia nos séculos passados entre 1779 a 1916 nas Américas, África e Austrália.

Nas Américas, o *Aedes aegypti* é visto como o único vetor responsável pela transmissão do vírus dengue, descrito originalmente no Egito, mas com sua origem mais

provável na África subsaariana, adaptando-se muito bem nas áreas urbanas onde, as formas imaturas (larvas), são encontradas principalmente em recipientes artificiais sendo facilmente dispersadas para outras áreas por meios de veículos de transporte. Pode ser dizer que sua introdução no Brasil tenha sido através de navios negreiros com o tráfego de escravos, sendo identificado pela primeira vez no país por Lutz em 1898 e posteriormente por Ribas em 1899 (FRANCO 1969, CONSOLI & LOURENÇO-DE OLIVEIRA 1994, TEIXEIRA et al. 1999, WILSON & CHEN 2002, SILVA 2003).

No Brasil, no início do século XX, o controle do *Aedes aegypti* se intensificou associando-se às campanhas já realizadas no Rio de Janeiro para o controle da Febre Amarela entre 1902 a 1907, onde se buscava encontrar casos de febre amarela e conseqüentemente, eliminando focos de *Aedes aegypti* (LOWY 1990, DONALISIO 1999)

Em 1947, foi feita uma campanha para erradicação do *Aedes aegypti*, coordenada juntamente com a Organização Pan-Americana da Saúde e a Organização Mundial da Saúde, eliminando este mosquito por quase todo no continente americano, com exceção nos Estados Unidos, Suriname, Venezuela, Cuba, Jamaica, Haiti, Republica Dominicana e pequena parte de Colômbia (DONALISIO 1999).

O Brasil conseguiu erradicar o *Aedes aegypti* em 1955. O último foco da doença foi detectado na zona rural do Município de Santa Terezinha, Bahia (FRANCO 1969).

No ano de 1958 o País foi considerado oficialmente erradicado do *Aedes aegypti* pela XV Conferência Sanitária Pan-Americana em Porto Rico (BRAGA & VALLE 2007).

Em 1967, foi criada no Brasil a Superintendência de Campanhas de Saúde (SUCAM) e no mesmo ano foram observados reinfestação do *Aedes aegypti* no Estado do Pará, e casos de dengue relatados em 1969 no Maranhão. Este mosquito foi novamente considerado erradicado em todo território nacional no ano de 1973 (BRAGA & VALLE 2007).

Segundo TAUIL (2001), as reinfestações ocorridas no país podem ter sido em decorrência de alguns países vizinhos ao Brasil não terem obtido êxito de erradicação do *Aedes aegypti*, possibilitando então a sua reintrodução, como observada em Salvador, Bahia, em 1976 e no ano seguinte no Estado do Rio de Janeiro (Organização Pan-Americana de Saúde 1991). Segundo levantamento feito por TAUIL (2001), nenhum caso da doença foi registrado no Brasil entre 1923 a 1981.

Em 1986, já havia relatos de infestação nos estados de Paraná, Mato Grosso do Sul, e em quatro estados da Região Sudeste e oito estados da Região Nordeste pelo *Ae. aegypti*, totalizando 331 Municípios (Ministério da Saúde- SUCAM 1986). No mesmo ano, no estado de São Paulo, esse mosquito foi detectado em 9 municípios. Em 1991, já havia se estabelecido em 327. No ano de 1995, essa cifra era de 415, chegando a 538 unidades administrativas municipais, em 2009 (GLASSER & GOMES 2002).

A doença se disseminou pelas Américas a partir da década de 1980 e houve o primeiro relato de epidemia de dengue onde os sorotipos Dengue-1 e Dengue-4 foram isolados na cidade de Boa Vista em Rondônia em 1981. Devido ao alto custo, o projeto de erradicação do *Ae. aegypti* pelo Ministério da Saúde não foi aprovado pelo orçamento nacional (LIMA 1985).

A partir de abril de 1985, no Estado de São Paulo houve uma ação conjunta envolvendo a Secretaria de Estado da Saúde do Estado de São Paulo, juntamente com a Superintendência de Controle de Endemias (SUCEN) e os municípios para o fortalecimento nas ações de vigilância e controle com o objetivo de reduzir a infestação pelo *Ae. aegypti* (BARBOSA 2009). Porém, para o resto do país, somente após a extensa epidemia ocorrida no Estado do Rio de Janeiro, no ano de 1986, e que se disseminou por regiões próximas, é que as ações de vigilância e controle se tornaram primordiais (DONALISIO & GLASSER 2002).

Diante desta situação, a SUCEN assinou partir de 1986 contratos de prestação de serviços com os municípios mais infestados com o compromisso pelas ações de vistoria e controle em todos os imóveis urbanos com as finalidades de eliminar os criadores de *Ae. aegypti* e orientações para os munícipes quanto aos cuidados fundamentais de se evitar a dengue (CHIARAVALLOTI-NETO et al. 1999).

Em 1996, um novo plano foi criado para erradicar o *Ae. aegypti* do território brasileiro (Plano Diretor de Erradicação do *Aedes aegypti*- PEAA) (BRASIL,1996) intensificando ações de saneamento básico, acesso a água encanada, coleta e destino certo do resíduo sólido urbano melhorando assim a qualidade de vida das pessoas e consequentemente eliminando o vetor. Porém, pelo alto custo do plano, as ações no combate ao vetor e saneamento básico não foram implementadas.

Com o aumento da incidência de dengue e introdução de um novo sorotipo, o DENV-3, o Ministério da Saúde junto com a Organização Mundial de Saúde realizou um seminário em 2001 com a intenção de avaliar experiências bem sucedidas no controle da dengue e assim elaboraram um novo plano- Plano de Intensificação das Ações de

Controle da dengue- PIACD (BRASIL, 2001) onde o Ministério da Saúde aumentou o repasse de recursos para os municípios para a eliminação do vetor (DONALISIO & GLASSER 2002). Nenhuma ação ou plano estavam tendo resultados positivos forçando assim o Ministério da Saúde em 2002 a criar o Programa Nacional de Controle de dengue- PNCD (BRASIL,2002). Com a implantação deste programa, houve mais ações no combate ao vetor como campanhas educacionais, informações e o envolvimento da população fortalecendo a vigilância epidemiológica e entomológica, envolvendo também os agentes comunitários de saúde e Programas de saúde da Família (BRAGA & VALLE 2007).

Desde o tempo de Oswaldo Cruz, o objetivo de erradicar o *Ae. aegypti* tem sido uma grande luta, causando repetidas epidemias pela facilidade de se adaptar em centros urbanos (NELSON 1986). Alguns fatores como as populações que viviam nas áreas rurais e migraram para áreas urbanas aumentaram a densidade populacional dos mosquitos nos centros urbanos causando assim situações desfavoráveis de moradia e saneamento. FERREIRA & CHIARAVALLLOTI (2007). Um estudo feito em São Jose do Rio Preto em São Paulo associou fatores como a desigualdade social e a falta de saneamento básico como importantes fatores contribuintes para a infestação larval por *Ae. aegypti*.

Segundo TAUIL (2002) a fabricação de garrafas plásticas pelas indústrias e a não pratica de reciclagem, contribuem para a proliferação do *Ae aegypti*. Sabendo que este vetor se reproduz em água limpa e parada, o seu controle é basicamente voltado na eliminação destes reservatórios artificiais.

No Brasil, entre os anos de 1995 a 2008, foi observado um aumento na expansão da infestação do *Ae. aegypti*, passando de 1753 municípios infestados para 4006, o que corresponde a mais de 72% (RESENDE 2009).

As condições socioambientais e a associação dos insetos vetores de patógenos com o homem têm uma grande importância epidemiológica para o estabelecimento da transmissão de doenças (BRASIL 1997). LIMA-CAMARA (2016) afirmam que a globalização foi responsável pela disseminação de patógenos como o Vírus dengue por meio do aumento do fluxo migratório internacional, contribuindo fortemente para emergência e re-emergência da dengue. O *Ae. aegypti* foi considerado erradicado do Brasil em 1955 e uma segunda vez, em 1973, mas pela deficiência dos programas de vigilância entomológica, o vetor foi reintroduzido em nosso território ao final da década de setenta e início dos anos oitenta (BRAGA & VALLE 2007).

No estado de São Paulo foi detectada a presença do *Aedes aegypti* na década de 1980, quando focos desse mosquito foram observados no porto de Santos. Mesmo sendo empregadas medidas de controle naquele momento não houve êxito em impedir que esse mosquito se “espalhasse”, rapidamente, para outras regiões do Estado, a partir de 1985. Hoje este vetor está distribuído em 643 municípios paulistas onde se encontra 99,69 % da população do Estado (DE FÁTIMA et al. 2013, JÚNIOR et al. 2019).

1.2. O *Aedes aegypti*

Segundo Neves & Silva (1989) e Rey (1992), o *Aedes (Stegomyia) aegypti* (Linnaeus 1762) pertence ao filo Arthropoda (pés articulados), subfilo Mandíbulata, classe Insecta, subclasse *Pterygota* (insetos com asas desenvolvidas), ordem *Diptera* (um par de asas anteriores que é funcional e um par posterior, transformado em halteres),

subordem Nematocera (antenas formadas por mais de 6 artículos), família *Culicidae*, gênero *Aedes*. É considerado o principal vetor do vírus da dengue. Como todo *culicídeo*, as fêmeas dessa espécie são hematófagas e apesar de antropofílicas, alimentam de sangue de outros vertebrados e podem transmitir patógenos através do repasto sanguíneo. Isto ocorre ao retornarem para completar o repasto em um mesmo indivíduo, em que tenha se alimentado anteriormente, ou em outro a que tenha acesso.

O *Ae. aegypti* adaptou-se muito bem nas áreas urbanas devido à grande facilidade e variedade de criadouros artificiais proporcionadas pelo homem para a oviposição e desenvolvimento das formas imaturas. Como o homem é sua principal fonte alimentar, a associação mosquito–homem tem grande importância epidemiológica. O *Ae. aegypti* é o principal vetor transmissor do vírus da dengue no Brasil tendo uma ampla distribuição em países de clima quente e úmido (BRASIL 1997, DONALISIO & GLASSER 2002, BRAGA & VALLE 2007).

As fêmeas do *Ae. aegypti* podem apresentar comportamento de múltiplos repastos sanguíneos, durante um único ciclo gonotrófico (ciclo de oviposição), aumentando assim sua fecundidade. E a cada ciclo gonotrófico colocam seus ovos em vários criadouros para garantir sua sobrevivência e dispersão de sua prole. (CHRISTOPHERS 1960, REITER 2007).

Os Culicídeos possuem ciclo de vida holometabólica, isto é, de metamorfose completa ovo, larva (L1, L2, L3, L4) pupa e adultos (Figura 2).

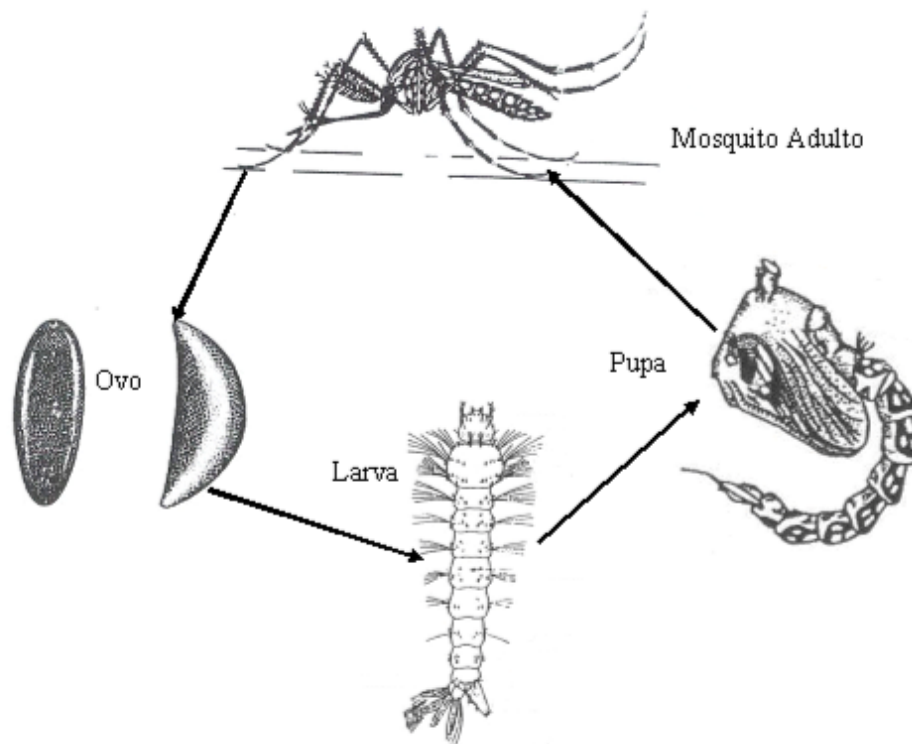


Figura 2. Ciclo de Vida do Mosquito *Aedes aegypti*
 Fonte: BRASIL,2001

As espécies do gênero *Aedes* ovipõem de 50 a 500 ovos, isolados ou aglomerados. Os ovos não são depositados diretamente na lâmina d'água dos criadouros e sim, em locais potenciais à imersão. Esses ovos apresentam diapausa entre o desenvolvimento embrionário e a eclosão (FORATTINI 2002).

1.3. INFLUÊNCIA DA TEMPERATURA E PRECIPITAÇÃO SOBRE O *Aedes aegypti*

Os mosquitos família *culicídeos* se adaptam em diferentes temperaturas possuindo grande distribuição em países tropicais e subtropicais tendo sua limitação em temperaturas abaixo de 10°C (GLASSER & GOMES 2002, OPAS 1995, RAI 1991).

A temperatura e a pluviosidade têm influenciado nos limites das áreas de distribuição agindo como fator limitante (DAJOZ 1983, ODUM 1988).

Beserra et al. (2006), após estudarem as exigências térmicas para o desenvolvimento do mosquito em quatro regiões bioclimáticas da Paraíba, Brasil, concluíram que a temperatura favorável ao desenvolvimento de *Ae. aegypti* encontra-se entre 21°C a 29°C, e a longevidade e fecundidade dos adultos de 22°C a 30°C. O ciclo biológico do *Ae. aegypti* é influenciado diretamente por fatores ambientais tais como temperatura e precipitações. A temperatura alta tem uma forte influência na maturação dos ovos, até chegar à fase adulta, aumentando assim, a densidade do vetor e o encontro com o hospedeiro (FORATTINI 2002, BESERRA et al. 2006, GALATTI 2015).

Segundo Buriol et al. (2009), os dados de um estudo realizado pela FIOCRUZ no ano de 2002, evidenciaram que as temperaturas ótimas para a proliferação do vetor variam de 30°C a 32°C e alertam também, que a transmissão do vírus da dengue ocorrer em temperaturas acima de 20° C .

1.4. ATRATIVOS

Vários estímulos físicos como umidade, temperatura ou a luz, somados aos compostos voláteis (odores) que estão presentes e dispersados no ar, funcionam como bons atrativos para a fêmea de culicídeos encontrarem seu hospedeiro específico. Estes odores são expelidos pela pele dos vertebrados e chamados de cairomônios e são muito utilizados, como iscas, em armadilhas utilizadas no monitoramento de populações de mosquitos (SERVICE 1993, KNOLS & MEIJERINK 1997, GIBSON & TORRES 1999, FORATTINI 2002, TORRES-ESTRADA & RODRIGUES 2003, DONATTI & GOMES 2007, BROWN et al. 2008).

Os mosquitos reagem de forma distinta sob vários tipos de atrativos existentes. O ácido láctico, por exemplo, é um composto do suor dos vertebrados, sendo um ótimo

atrativo para os culicídeos. O uso do ácido láctico, associado ou não, ao gás carbônico pode aumentar o rendimento das armadilhas para coletas de espécies do gênero de *Anopheles*, *Aedes* e *Culex* (FORATTINI et al. 1989, KLINE et al. 1990, GEISER et al. 1999, BRAKS et al. 2001, HOEL et al. 2007, UENO et al. 2007, SÁ 2012).

Para se coletar os mosquitos em atividade de voo, várias armadilhas com isca de dióxido de carbono (CO₂) e luz são utilizadas e muitas dessas utilizam combinações de atrativos, aumentando o rendimento das coletas de culicídeos adultos (SERVICE 1993, DONATTI & GOMES 2007, MCCARDLE et al. 2004, GAMA et al. 2007, SÁ 2012).

1.5. VIGILÂNCIA ENTOMOLÓGICA DE VETORES DA DENGUE

A densidade populacional dos mosquitos transmissores do vírus da Dengue nas áreas urbanas é feita principalmente por meio da coleta de larvas. Esta metodologia consiste em vistoriar todos os depósitos com água nos imóveis para se calcular os índices de infestação predial (IP) e de Bretau (IB) (BRASIL, 2001, OPAS 1995). Outras metodologias que podem ser usadas para o monitoramento do *Ae. aegypti* nas áreas urbanas são as armadilhas que serão descritas a seguir.

1.6. ARMADILHAS E ASPIRADOR DE NASCI

1.6.1. CDC- LUMINOSA

As armadilhas tipo CDC, originalmente criadas e desenvolvidas por SUDIA & CHAMBERLAIN (1962), são as mais usadas em pesquisas entomológicas, principalmente em estudos sobre a biologia da fauna de mosquitos de uma determinada localidade (FORATTINI et al. 1987, FORATTINI et al. 1989, GOMES et al. 1987, FORATTINI 2002, UENO et al. 2007).

Esta armadilha funciona com uma ventoinha, uma bateria de 6 volts, uma lâmpada incandescente de 1,2 Watts de potência e um compartimento onde os insetos são sugados e aprisionados, atraídos pela luz, impedindo que eles saiam devido ao fluxo de ar mantido pela ventoinha. Uma cobertura metálica protege a lâmpada e a ventoinha em relação a chuva (SUDIA & CHAMBERLAIN 1962).

Estas armadilhas são utilizadas, essencialmente, na coleta noturna de formas aladas de culicídeos e flebotomíneos e podem ser fixadas no extradomicílio, em ambientes de mata, parques ou praças, peridomicílio, junto das casas e anexos, ou no intradomicílio (FORATTINI et al. 1978, REBÊLO et al. 1999, TAIPE-LAGOS & NATAL 2003, BARATA et al. 2008). Em alguns casos, dependendo dos objetivos do estudo, pode ser anexado atrativos à base de gás carbônico (CO₂), como gelo seco, para aumentar a efetividade da coleta, ou isca animal para testar a preferência alimentar dos insetos (Figura 3) (FORATTINI et al. 1987, GOMES & GALATI 1987).



Figura 3. A: Imagem da armadilha CDC luminosa: B: Compartimento de aprisionamento dos mosquitos
Fonte: Dissertação: CHAVES, L. S. M. USP. 2012.

1.6.2. CDC COM CO₂ E LUREX 3

A armadilha CDC com cilindro de CO₂ (Figura 4) possui a mesma característica da CDC luminosa. Por se tratar de um atrativo presente no suor humano, pode se optar pelo uso do refil de Lurex 3, semelhante ao da Mosquito Magnet, que veremos no item 1.6.4. (CHAVES 2012).

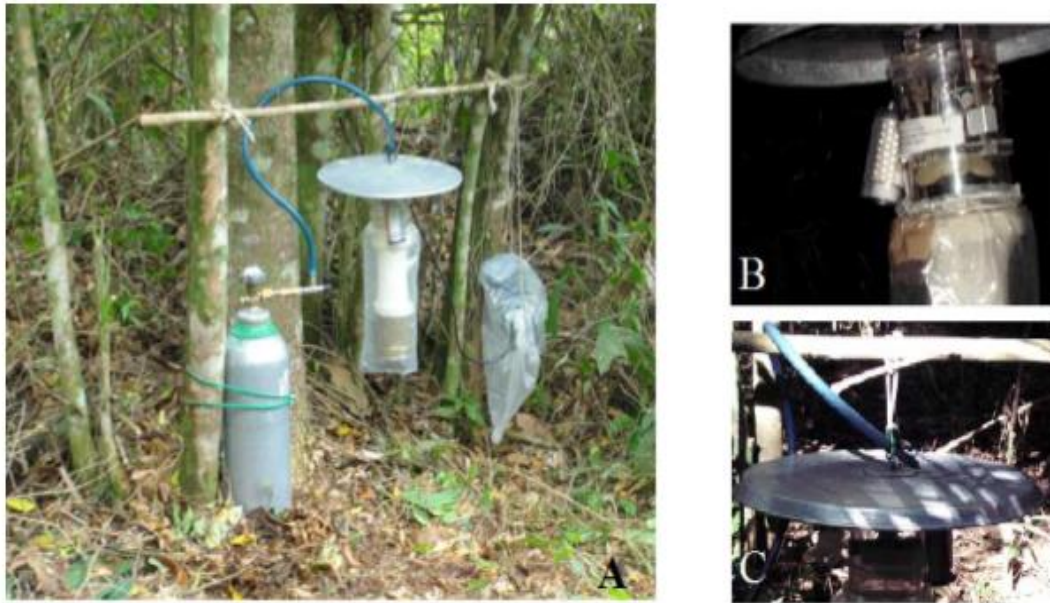


Figura 4. A: Armadilha CDC com CO₂ e Lurex3. B: Detalhe da adaptação do lurex3 a CDC. C: Detalhe da mangueira onde o CO₂ é liberado. (Fonte: Dissertação: CHAVES, L. S. M. USP. 2012)

1.6.3. A ARMADILHA DE SHANNON.

Esta armadilha foi desenvolvida inicialmente por SHANNON (1939) (Figura 5) para captura de mosquito com atividade noturna. Originalmente consiste de uma estrutura de tecido branco, suspensa aproximadamente a 20 cm do solo, iluminada com lampião a gás em seu interior, com o objetivo de atrair insetos ao local. É uma tela apropriada para coletar culicídeos que estão voando ao ar livre. Para atrair os insetos usa-se uma fonte luminosa em seu interior associada, ou não, a uma isca humana ou animal. Os culicídeos, atraídos pela fonte luminosa e odores exalados pelos coletores, ou isca animal, podem ser capturados, ainda em voo, ou quando pousam nas paredes da armadilha, com auxílio de capturadores de sucção, elétricos ou aspiradores como os de *Castro* (Figuras 6). Após serem aspirados, os mosquitos são transferidos para uma câmara de plástico onde

permanecem até o final da captura, podendo, ou não, serem mortos pelo uso de clorofórmio, acetado de etila ou, ainda, por outra forma de fixação.



Figura 5. Armadilha de Shannon (Fonte: Lemos, J.C 2005)

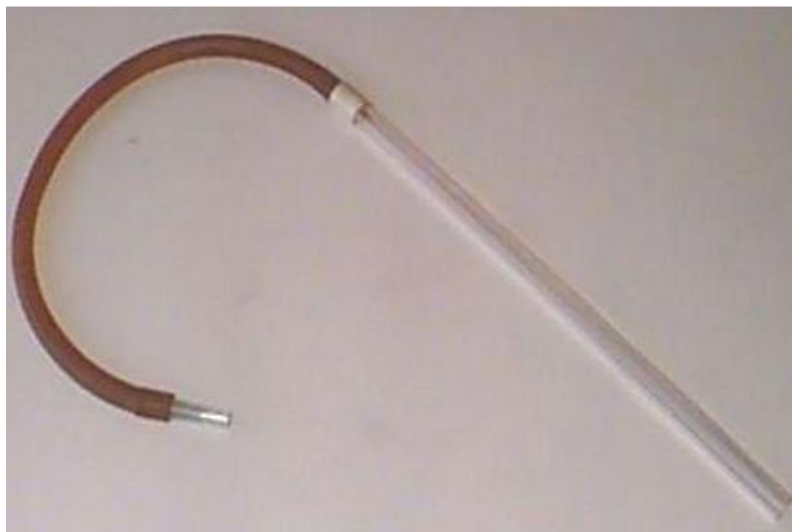


Figura 6. Capturador de Castro (Fonte: Lemos, J.C 2005)

1.6.4. ARMADILHA MOSQUITO MAGNET

Nas últimas décadas vários modelos de armadilhas Mosquito Magnet (MM) foram propostos para se estudar, ou monitorar, culicídeos adultos (Figura 7). Esses tipos de

armadilhas são operados por baterias e funcionam a partir da conversão, por catálise exotérmica, do gás propano (C_3H_8) em dióxido de carbono (CO_2), calor e vapor d'água. A tecnologia da armadilha é baseada em corrente de contra fluxo em que uma hélice, impulsionada por gerador termoelétrico, produz uma pluma de fluxo descendente de CO_2 que passa por um tubo central e uma corrente de ar que atravessa um tubo circundante maior que “suga” mosquitos atraídos pelo CO_2 para uma câmara coletora (KLINE 1999, JOHANSEN et al. 2003, KITAU et al. 2010).

Distintos modelos de MM foram usados para amostragem de populações de mosquitos em diferentes condições ambientais e climáticas apresentando bom desempenho e estão se tornando instrumentos cada vez mais importantes para a vigilância desses insetos. Estudos foram realizados em vários países para abordar a armadilha mais eficiente para amostragem de espécies de vetores de mosquitos em áreas urbanas, rurais e silvestres (PUCCI et al. 2003, BROWN et al. 2008, XUE et al. 2008, DUSFOUR et al. 2013, KITAU et al. 2010, MORROW et al. 2010, HIWAT et al. 2011, JAWARA et al. 2011, MISSAWA et al. 2011, RUBIO-PALIS et al. 2012, DE SÁ & SALLUM 2013, CHAVES et al. 2014, SANT'ANA et al. 2014).

As MM usam associados ao CO_2 , duas formulas de atrativo, o Lurex3®, cujo refil é composto de ácido láctico ($C_3H_6O_3$) e bicarbonato de amônia (NH_4HCO_3), ou 1-octen-3-ol ($C_8H_{16}O$). Por ser um método passivo o uso dessas armadilhas é proposto como forma complementar de monitoramento de populações de mosquitos vetores, substituindo nenhum outro, pois tem a desvantagem de ser mais pesado do que as CDCs, por exemplo (MISSAWA et al. 2011, CHAVES et al. 2014).



Figura 7. A: Armadilha Mosquito Magnet Independence: Compartimento de aprisionamento dos insetos. Captura de adultos com Mosquito Magnet Independence iscada com CO₂ e Lurex3, realizada na Estação experimental de Pariquera-Açu, Vale do Ribeira, São Paulo.
Fonte: Dissertação: CHAVES, L. S. M. USP. 2012.

1.6.5. ARMADILHA ADULTRAP

A armadilha Adultrap (Figura 8) é um dispositivo no qual, se usa água como principal atrativo, mas, que também utiliza estímulos físicos visuais como a sua cor preta e o formato arredondado que representam para os culicídeos um local calmo e tranquilo para repouso dos mosquitos adultos e condições para a oviposição, para as fêmeas. As Adultraps são projetadas para capturar formas adultas de *Ae. aegypti*, ou qualquer outra fêmea de Culicidae que necessite ovipor. Porém, semelhante à ovitrampa, que veremos adiante, atrai também o *Ae. albopictus* (CHADEE et al. 1993, DONATTI & GOMES, 2007).

Este dispositivo possui forma cilíndrica e na parte superior é côncava e contém um orifício, com cera de 5,0 cm de diâmetro, que serve de acesso às fêmeas para o interior da armadilha. A parte inferior é convexa. Lateralmente é revestida por fina camada de

tela, a qual está ligada a um recipiente, em que se adiciona água (ou outro atrativo). Internamente existem dois compartimentos separados por um material transparente em formato cônico contendo um orifício de tamanho suficiente para a passagem do mosquito. O recipiente para a isca é separado das partes internas da armadilha por uma tela, evitando o contato do mosquito com a água (isca) (DONATTI & GOMES 2007).

Testes para avaliar este aparato foram desenvolvidos em campo, pois há interesse em se conhecer a eficácia do método para nortear seu emprego operacional, ou recomendá-lo nas medidas da infestação de *Ae. aegypti*, sobretudo na avaliação do impacto das ações de controle sobre os adultos (GOMES et al. 2008).



Figura 8: Armadilha Adultrap (Fonte: Gomes 2007)

1.6.6. ARMADILHA MOSQUITRAP

Existem três versões para MosquiTrap (Figura 9) desenvolvidas pelo Laboratório de Culicídeos do Departamento de Parasitologia da Universidade de Minas Gerais específicas para capturar fêmeas grávidas de *Ae. aegypti* e *Ae. albopictus* e, assim,

monitorar população de adultos desse mosquito. A armadilha foi desenvolvida a partir de estudos do comportamento de oviposição de fêmeas grávidas de *Ae. aegypti*, quando exploram locais de reprodução (EIRAS 2002).

A MosquiTrap é uma armadilha adesiva que consiste em um cilindro de plástico preto de 1 litro preenchido por água que serve como isca para a oviposição das fêmeas dos mosquitos. Esta armadilha atrai as fêmeas grávidas de *Aedes aegypti* através de estímulos visuais, de cor preta, e olfativa, através dos voláteis sintéticos (AtrAedes), preso a um cartão adesivo de polietileno de cor preta no interior da armadilha. Quando as fêmeas de culicídeos entram na armadilha e pousam em suas paredes, ficam presas no cartão (EIRAS 2002, FÁVARO et al. 2006, GOMES et al. 2006).

Este tipo de armadilha também permite a identificação do vetor durante a inspeção de campo, evitando assim o trabalho de identificação no laboratório. Armadilhas similares foram usadas para investigação entomológica de transmissão da Dengue e para estudar a dispersão do *Aedes aegypti* na Austrália (RITCHIE et al. 2004).

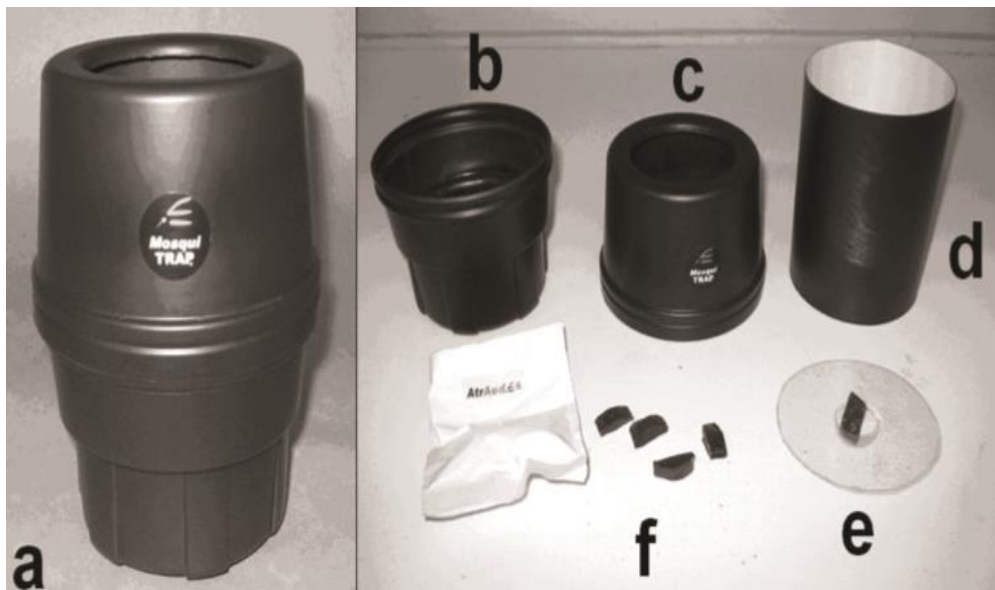


Figura 9. Armadilha MosquiTrap (versão 2). A: parte inferior. B: Parte superior. C: Cartão adesivo que é colocado no interior da armadilha. D: Tela de proteção que evita o contato do mosquito com a água. E: Suporte para Atrair *Aedes* (Atraente de oviposição sintético). F: AtrAedes (atraente de *Aedes*) (Fonte: RESENDE et al. 2010).

1.6.7. ASPIRADOR DE NASCI

O Aspirador de Nasci (NASCI 1981) é utilizado para coletar mosquitos adultos, incluindo machos, em descanso na vegetação das florestas, domicílios, peridomicílios e áreas abertas. É confeccionado com um tubo plástico de 62 cm de comprimento por 20cm de diâmetro, contendo em seu interior um motor e a hélice de um ventilador de 12 volts. Um tubo de tecido semelhante a um puçá foi sobreposto e preso ao aspirador, para reter os mosquitos. O aparelho é mantido por uma bateria de motocicleta de 12volts que se mantém conectado por prendedores. Esta, durante o processo de capturas, permanece presa à cintura do capturador (Figura 10). Este tipo de aspirador é muito utilizado por serviços de controle, para testar a eficácia de inseticidas, além de essencial para pesquisar o estado de paridade das fêmeas de mosquitos capturados no ambiente.



Figura 10. Modelo de aspirador para coleta de mosquitos adultos
Fonte: FÁVARO,2006

Visto que é muito utilizado pelos serviços de controle. São aspirados os domicílios, intra e peridomicílios. Por meio da aspiração pode-se também verificar o estado de paridade das fêmeas, ou mesmo atestar a efetividade do uso de algum inseticida.

1.6.8. ARMADILHA OVITRAMPA

As ovitrampas (Figura 11) foram descritas e aperfeiçoadas, como ferramentas para o monitoramento da população de *Ae. aegypti* nos Estados Unidos, em Miami, Florida e são a forma mais barata e prática de detectar a presença de *Ae. aegypti* e *Ae. albopictus*, quando nelas são depositados os ovos desses mosquitos, e permitem ainda, analisar as variações de populações destas espécies, em um determinado local. (FAY & PERRY 1965, FAY & ELIASON 1966, HONORIO & LOURENÇO-DE-OLIVEIRA 2001, BRAGA & VALE 2007b, OLIVEIRA & MALECK 2014).

Essas armadilhas consistem em pequenos recipientes de plástico, preferencialmente de cor preta e fosca de 10 a 12 cm de diâmetro por 8,5 cm de altura, sua capacidade de armazenamento de água, é de 450 a 500 ml e ao conteúdo, poderá adicionar uma infusão de feno para aumentar a atratividade. Em seu interior e colocado e fixado com um clip uma palheta de Eucatex de 12,5x 2,5 cm verticalmente como substrato de oviposição, com a parte rugosa exposta, para facilitar a postura dos ovos. A positividade das armadilhas é determinada pela presença de ovos na palheta, que pode ser retirada e levada ao laboratório para contagem dos ovos nela presentes (FAY & ELIASON 1966, REITER et al. 1991).

Segundo MARQUES et al. (1993) a ovitrampa é uma ferramenta utilizada para aferir a densidade de fêmeas de um determinado vetor pela postura dos ovos. Os primeiros a utilizar este modelo de armadilha ovitrampa foram FAY & PERRY (1965) para a vigilância das populações de *Ae. aegypti* e um ano mais tarde foi confirmada a sua eficácia em pesquisa larvaria por FAY & ELIASON (1966). REITER et al. (1991) em seus estudos afirmam que a adição de feno na água aumentam a atratividade de fêmeas desses vetores na postura de seus ovos.

Este método é utilizado para determinar a presença de fêmeas do *Ae. aegypti*, do *Ae. albopictus* e de uma grande variedade de fêmeas de outros “*Aedes*” grávidas, sendo um método sensível e econômico para detectar a presença desses culicídeos, em situações onde a densidade populacional é baixa. As ovitrapas são também bastante úteis para coletar grande quantidade de ovos para iniciar uma colônia representativa de determinada localidade, para estudos biológicos ou, sobre a dispersão do vetor, ou como forma amostral de coleta de ovos para o monitoramento da resistência de *Ae. aegypti* a

inseticidas (FAY & ELIASON 1966, OPAS 1986, RAWLINS et al. 1998, REITER et al 1991, BRAGA et al. 2000, 2004, HONÓRIO et al. 2003, LIMA et al. 2003). A adição de feno na água do reservatório aumenta a atratividade da armadilha para fêmeas de *Ae. aegypti* e o rendimento na coleta de ovos REITER et al. (1991).



Figura 11. Ovitrapa com palheta de Eucatex® para coleta dos ovos
Fonte: Dissertação: OLIVEIRA, A. A. Fundação O. Cruz. 2017.

1.6.9. ARMADILHA LARVITRAMPA

Trata-se de uma armadilha feitas de pneus velhos cortados ao meio e acrescida de água de torneira cobrindo 2/3 de sua capacidade e com um arame onde será usado como suporte em um substrato (Figura 12). Esta armadilha geralmente é instalada a uma altura aproximadamente de 80 cm do solo, em locais considerados com alto risco de infestação pelo *Ae. aegypti*. A finalidade desta armadilha para a vigilância entomológica é detectar precocemente novas infestações de populações de *Aedes* "importados" com baixa densidade. O seu uso é recomendado na rotina dos programas de controle da dengue em

locais considerados como porta de entrada do vetor adulto, tais como portos fluviais ou marítimos, aeroportos, terminais rodoviários e ferroviários e terminais de carga, pois permite detectar a entrada do vetor em áreas ainda não infestadas e o monitoramento desses pontos em áreas já infestadas devido ao grande fluxo de pessoas (OPAS 1995, BRASIL 2001).

Nas larvitampas, as flutuações de água da chuva induzem a eclosão dos ovos e são as larvas que se contam, ao invés dos ovos depositados nas paredes da armadilha. No Brasil confirmou-se, porém, que essas armadilhas são menos sensíveis do que as ovitrampas, na verificação da presença do vetor e com base nisto o PNCD introduziu o uso das ovitrampas na rotina do programa (FUNASA, 2001; MARQUES ET AL, 1993, HONÓRIO ET AL. 2003, BRAGA & VALLE, 2007a).



Figura 12. Armadilha Larvitampa (Fonte: Dissertação: RESENDE, 2009)

1.7. ECOLOGIA do *Aedes aegypti*

Os culicídeos são mais ativos em regiões de clima tropical e subtropical, entre as latitudes 35°N e 35°S. Mas, já foram observados em latitude de 45°, sobrevivendo somente em período quente. No Brasil, não há relatos do encontro do *Ae. aegypti* em altitudes superiores a 1000 m. Porém, na Índia e Colômbia exemplares da espécie foram encontrados, respectivamente, em altitudes de 2.132 e 2.200 metros acima do nível do mar (BRASIL, 1997).

Segundo ROSSI & SILVA (2009) o aumento na densidade das populações de *Ae. aegypti* é favorecido pelos inúmeros criadouros, disponibilizados pelo homem, que colonizam e que contribuem para aumento na produção de indivíduos adultos, corroborando com a dispersão de doenças por eles veiculadas (Figura 12).

Estes vetores usam, para oviposição e desenvolvimento das formas imaturas, preferencialmente, criadouros artificiais como pneus, vidros, pratos de vaso, caixas de água, piscinas bebedouros de animais, aquários abandonados e toneis, desde que sombreados, expostos as chuvas (outra forma de irrigação). Com menos frequência, podem colonizar criadouros naturais como bromélias, cavidades de árvores, buracos em rochas e internódios de bambu (ROSSI & SILVA 2009, ESTEVES 2011). O quadro a seguir apresenta as classificações dos tipos de criadouros de culicídeos (FORATTINI apud CONSOLI & LOURENÇO-DE-OLIVEIRA 1994).

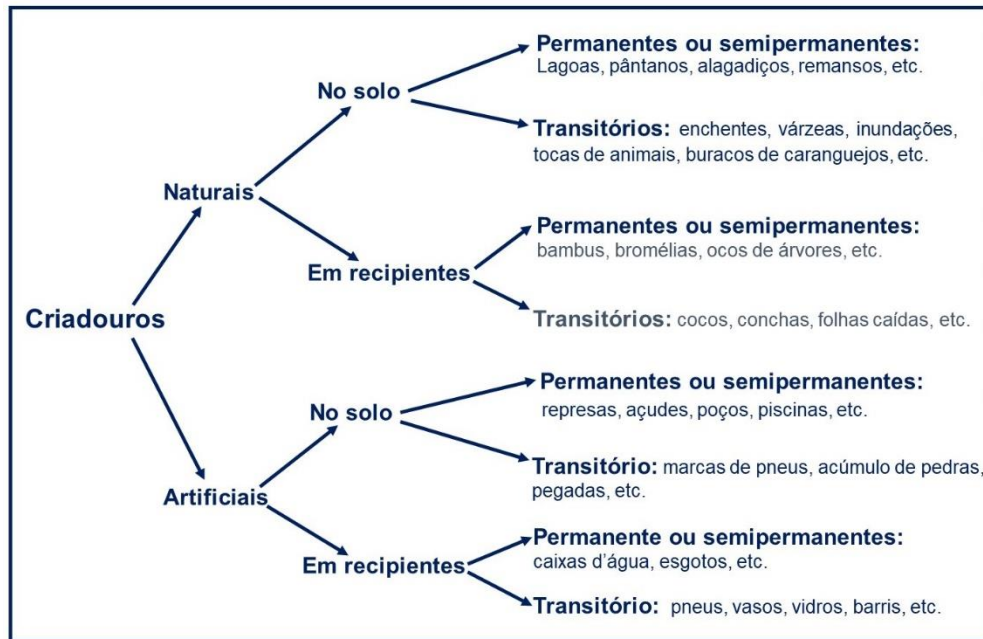


Figura 13: Esquema dos tipos de criadouros de culicídeos
Fonte: FORATTINI apud CONSOLI & LOURENÇO-DE-OLIVEIRA 1994. (modificada)

2. JUSTIFICATIVA

Os métodos para detectar a presença do *Ae. aegypti* no Brasil são reconhecidos por pesquisas larvárias, em criadouros presentes nos domicílios e entorno. Também é utilizado, como já citado, o aspirador de Nasci no domicílio (intra e peridomicílio) para coleta das formas adultas. Esses métodos produzem indicadores ou índices como: o Índice Predial (percentagem de edificações positivas para larvas), Índice de Breteau (recipientes positivos com larvas por casa) e o Índice de recipientes (percentagem de recipientes com água, positivos) (FOCKS 2004, BRAGA & VALLE 2007b). Porém, são inadequados para avaliação de risco de transmissão que só é possível por meio da vigilância e monitoramento constante da oferta de criadouros proporcionados pelas ações antrópicas no ambiente (BRAGA & VALLE 2007b).

O uso de armadilhas como as descritas anteriormente, com ênfase nas ovitrampas, constitui a forma mais rotineira, utilizada pelos órgãos responsáveis, para esse fim. A eficácia dessas armadilhas para mosquitos disponíveis no mercado está intimamente relacionada com seus atrativos (KLINE 1998, DENNETT et al. 2004, SIPHIPRASASNA et al. 2004, WILLIANS 2006, NJIRU et al. 2006, KITAU 2010).

Segundo BROW (2008), os atrativos químicos são tão eficientes quanto o uso de iscas vivas. A eficácia das armadilhas resulta em atributos que podem capturar o maior número de espécimes possível. A combinação entre estratégia e atração, característica do ambiente e das espécies que estão presentes naquele ecossistema que se pretende estudar estão intimamente ligados à eficácia dessas armadilhas (SÁ 2012).

A proposta deste estudo é avaliar a eficácia de um novo modelo de armadilha de oviposição, para atrair fêmeas de mosquitos *Ae. aegypti*, com a finalidade de submetê-lo a uma avaliação de suas potencialidades na coleta de ovos e indicação da presença do *Ae. aegypti* no ambiente. Este novo modelo de recipiente é simples e barato não necessitando de atributos com maior valor agregado, como é o caso de exemplos de armadilha acima citado.

3. OBJETIVOS

3.1. OBJETIVO GERAL

O objetivo proposto neste trabalho é testar a eficácia de um novo recipiente, proposto como armadilha de oviposição de fêmeas do mosquito *Aedes aegypti*, comparando-o com tradicional armadilha ovitrampa, no ambiente externo da Faculdade de Saúde Pública USP, Campus Quadrilátero da Saúde/Direito.

3.2. OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- Avaliar a preferência das fêmeas de *Aedes aegypti* para oviposição entre a armadilha ovitrampa e um recipiente novo, proposto para esse fim.
- Avaliar a associação entre a densidade de ovos obtidos pelas duas armadilhas com os fatores ambientais (pluviosidade e temperatura) de risco para transmissão da dengue em relação a oviposição das fêmeas de *Aedes aegypti*;
- Comparar o método de monitoramento pela ovitrampa e o recipiente novo no que diz respeito a sensibilidade o custo e a facilidade operacional.

4. MATERIAL E MÉTODOS

O presente estudo foi realizado em duas etapas, de campo e laboratório. A primeira etapa foi desenvolvida no Quadrilátero da Saúde/Direito, onde se situa a Faculdade de Saúde Pública da Universidade de São Paulo, onde foram selecionados os pontos nos quais os novos recipientes e as armadilhas ovitrampas foram instaladas e monitoradas. A segunda etapa, de contagem dos ovos coletados em campo, ocorreu no Laboratório de Entomologia em Saúde Pública Triatomíneos e Culicídeos, do Departamento de Epidemiologia da Faculdade de Saúde Pública, de responsabilidade do Prof. Associado Mauro Toledo Marrelli.

4.1. ÁREA DE ESTUDO

A Faculdade de Saúde Pública (FSP) está localizada na região Metropolitana do Estado de São Paulo. Especificamente na Avenida Dr Arnaldo, 715, Cerqueira César-Jardim Paulista, município de São Paulo (Figura 13), que é considerado uma das maiores metrópoles do mundo com mais de 11,8 milhões de habitantes. Possui uma área de 248.222 km². Situa-se na latitude 23° 33' 01'' sul e na longitude 46°38' 02'' Oeste (BRASIL, 2016). O clima de São Paulo é considerado subtropical úmido, segundo a classificação climática de Koppen-Geiger (1948) devido ao Estado ser cortado pelo Trópico de Capricórnio, sendo assim considerado tropical atlântico na maior parte do território, e nas regiões serranas a do tipo tropical de altitude. As temperaturas anuais variam entre 20 a 32°C (BRASIL, 2017).

A Faculdade de Saúde Pública/USP possui área total de 9.800 m²(Figura 15); possui 6 edificações que comportam: o prédio principal, uma creche, o refeitório; uma biblioteca, lanchonete e anfiteatro, um prédio anexo com laboratórios, a oficina e ainda o

Centro de Saúde Escola Geraldo de Paula Souza. Este espaço é frequentado por mais de 50.000 usuários por mês.

A escolha da área para o estudo se deu pela alta incidência de queixas dos usuários sobre infestação de insetos (Diptera: Culicidae), principalmente *Ae. aegypti*, no espaço da Faculdade de Saúde Pública (USP). O estudo ocorreu entre fevereiro e setembro de 2019 nos dois períodos metade do verão e outono- inverno.

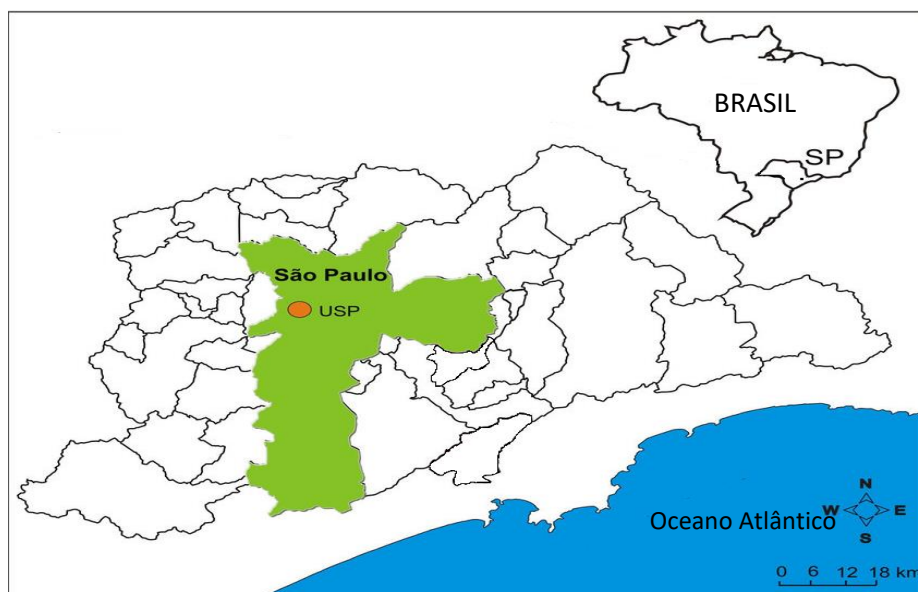


Figura 14. Mapa do Estado de São Paulo. Fonte: Souto-Oliveira et al., 2016 (Modificado)



Figura 15: Localização geográfica da Faculdade de Saúde Pública/USP
Fonte: Google Earth acesso dia 01\10\2019

4.2. ARMADILHAS UTILIZADAS NO ESTUDO

Foram utilizadas como armadilhas, ovitrampas, descritas anteriormente (Figura 16 A) para comparação com o novo recipiente proposto como armadilha para oviposição de fêmeas grávidas de *Ae. aegypti*. O novo recipiente, denominado Larvitampa WS, foi desenvolvido pela empresa WS de Campo Grande, Moldes e Peças Plásticas (Anexo 1). Esta Larvitampa possui um reservatório d'água, confeccionado em polietileno, de cor branca, com 16 cm de comprimento por 8,5 cm de largura. O fundo do reservatório possui comprimento de 14,5 cm e a largura de 7,5 cm. O reservatório é coberto por uma “tampa”, de cor escura, com é de 15,5 cm de comprimento e 8,0 cm de largura, com as paredes inclinadas para o centro, onde há uma “canaleta de 8,5 X 1,5 cm, perfurada, cujos os orifícios possuem 0,2 mm de diâmetro (Figura 16 B). As fêmeas ovipõem nas paredes interna do recipiente e ao eclodir os ovos, as larvas irão passar para os orifícios do reservatório até alcançarem o fundo.



Figura 16 A: Ovitrapa com palheta de Eucatex® para coleta dos ovos. **B:** Larvitrampa WS
Fonte: Dissertação: OLIVEIRA, A. A. Fundação O. Cruz. 2017.

4.3. ATIVIDADE DE CAMPO

4.3.1. INSTALAÇÃO DAS ARMADILHAS

O experimento foi realizado no final do verão e nos meses de outono, inicialmente dia 20 de Fevereiro de 2019 a 29 de Maio de 2019 e nos meses de inverno iniciando dia 05 de Junho a 04 de setembro de 2019. Para testar a eficiência dos recipientes foram instaladas 4 armadilhas de oviposição (ovitrapa) e 4 recipientes (teste) em diferentes pontos denominados ponto 1, 2, 3, 4, selecionados conforme a proximidade com locais de maior fluxo ou permanência de usuários (Figura 17). As ovitrapas e os recipientes foram numeradas de acordo com o ponto de instalação (Ponto 1, 2, 3 e 4), a 1 metro de altura do solo e distância de 3 metros entre uma ovitrapa e um recipiente, em locais sombreados, uma vez que o *Ae. aegypti* ovipõe preferencialmente em locais livres de luz direta (CONSOLI & LOURENÇO-DE-OLIVEIRA 1994).



Figura 17. Pontos de instalação das armadilhas (círculo amarelo) no campus Quadrilátero da Saúde/Direito, na qual se localiza à Faculdade de Saúde Pública-USP.
Fonte: Google Earth acesso dia 10 de novembro de 2019.

A instalação das armadilhas nos pontos escolhidos foi realizada semanalmente, com instalação às sextas-feiras e retirada às quartas-feiras subsequentes, totalizando até 5 amostras por mês. Todas as armadilhas foram instaladas no peri-domicílio (áreas externas) do campus, em locais sombreados e protegidos da chuva (Figura 18).

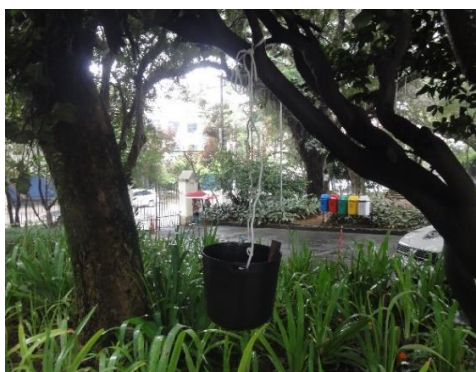


Figura 18. Detalhes da instalação das armadilhas ponto 1,2,3,4 respectivamente p/coletas de ovos
Fonte: Fotos do Próprio autor (Jose U. Cordeiro)

4.3.2. TRANSPORTE PARA O LABORATÓRIO

As armadilhas eram recolhidas e armazenadas em duas caixas de plásticos e encaminhadas ao Laboratório de Entomologia da Faculdade de Saúde Pública-Triatomíneos e Culicídeos. As palhetas de Eucatex eram cuidadosamente separadas e observadas, com o auxílio de um microscópio estereoscópio (20x), para a contagem dos ovos (Figura 19). Procedimento semelhante foi executado com a parte interna do recipiente em teste, onde não foram observados nenhum ovos de mosquito. Os resultados dessas observações foram anotados em uma planilha Excel. Após estes procedimentos as palhetas e as armadilhas eram lavadas com água de torneira e sabão e colocadas para secar até a próxima instalação.



Figura 19. Fotos de coletas de ovos na palheta de Eucatex na armadilha ovitrampa no laboratório da Faculdade de Saúde Pública/USP. (Fonte: Fotos do Próprio autor [Jose U. Cordeiro])

4.4. ANÁLISE DOS DADOS

Após as coletas, comparou-se o desempenho de todas as armadilhas com presença ou não de ovos nas palhetas das ovitrampa e no recipiente novo e também sua sensibilidade. Para analisar a produção das armadilhas ovitrampa optou-se pelo cálculo do Índice de Positividade de ovitrampa (IPO) onde o número de armadilhas positivas é dividido pelo número de ovitrampas inspecionadas x 100; (IDO) Índice de Densidade de ovos, onde o Total de ovos nas paletas dividido pelo Total de armadilhas positivas; (IMO) Índice Médio de Ovos onde o número de ovos coletados dividido pelo número de ovitrampas inspecionadas.

Desta forma, para cada amostragem, foram calculados os valores correspondentes ao Índice de Positividade da Ovitrampa (IPO), e o Índice de Densidade dos Ovos (IDO).

4.5. DADOS METEOROLÓGICOS

Os dados meteorológicos foram fornecidos pelo Instituto Nacional de Meteorologia (INMET). Durante o período de instalação das armadilhas, a temperatura de cada ponto foi aferida e foi observado que teve uma variação de temperatura máxima entre 22° C a 28 °C e mínima entre 15°C a 22°C com declínio no decorrer dos meses. A precipitação conforme o gráfico teve uma variação mensal de 320 mm para 60mm até a última coleta declinando ao longo dos meses (Anexo 2: Tabelas A e B).

5. RESULTADOS

Não foi observado positividade de ovos ou larvas nos recipientes novos, durante todo o período do estudo. Assim, apresenta-se a seguir os resultados obtidos pelas coletas com as Ovitrampas.

5.1. CONTAGEM DOS OVOS

Num total de 29 observações executadas foram coletadas exclusivamente, nas Ovitrampas, 2364 ovos de *Ae. aegypti* (**Tabela 1**).

Tabela 1. Resultados da contagem de ovos no período de fevereiro a novembro de 2019 coletados pela armadilha ovitampa e recipiente novo no Laboratório da Faculdade de Saúde Pública/USP.

Recipiente	Mês	Fevereiro		Março				Abril				Maio					
		Dia	20	27	06	13	20	27	03	10	17	24	01	08	15	22	29
Novo (em teste)	P. 1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	P. 2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	P. 3	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	P. 4	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
ovitampa	P. 1	0	60	5	0	1	0	13	33	0	8	0	0	0	55	0	0
	P. 2	0	10	0	52	3	106	0	0	0	0	0	80	102	2	0	0
	P. 3	0	142	22	245	34	156	0	7	0	0	98	0	1	0	102	0
	P. 4	0	0	0	0	0	37	42	170	114	172	0	41	81	61	0	0
Total		0	212	27	297	38	299	55	210	114	180	98	121	184	118	102	0

Tabela 1. Resultados da contagem de ovos no período de fevereiro a novembro de 2019 coletados pela armadilha ovitrampa e recipiente novo no Laboratório da Faculdade de Saúde Pública-USP.

(continuação)

Mês		Junho				Julho					Agosto				Setembro
Dia		5	12	19	26	3	10	17	24	31	7	14	21	28	4
Novo (em teste)	P. 1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	P. 2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	P. 3	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	P. 4	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
ovitrampa	P. 1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	P. 2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	P. 3	0	0	0	3	41	1	0	0	0	0	0	0	0	23
	P. 4	0	0	53	54	17	0	0	12	0	0	66	39	0	0
Total		0	0	53	57	58	1	0	12	0	0	66	39	0	23

Azul representa recipiente novo. **Vermelho** representa armadilha ovitrampa (feita pelo próprio autor)

A Tabela 2 indica que os meses que foram mais produtivos para ovos de *Ae. aegypti* coletados nas ovitrampas foram, os meses de março (661 ovos) e maio (624 ovos) nos quais registrou-se uma média de 165,3 ovos / dia no mês de março e 124,6 ovos / dia no mês de maio.

Os valores mais expressivos para IPO e IDO, 62,5 e 41,3, respectivamente foram registrados no período de verão de 2019 com um total, no mês de março, de 661 ovos de *Aedes aegypti*, enquanto o maior número de ovos coletados no inverno (110 ovos), no mês de junho (Tabela 2).

Tabela 2. Índice de Positividade de Ovitrapa (IPO), Índice de Positividade de Ovos (IDO) e média de ovos de *Aedes aegypti*, coletados na FSP/USP, no período de fevereiro a novembro de 2019.

Índices para ovitrapas			
Mês	IPO (%)	IDO (%)	(n)
Fevereiro	37,5	26,5	212
Março	62,5	41,3	661
Abril	50	35	559
Mai	50	31,2	624
Junho	18,8	6,9	110
Julho	20	3,55	71
Agosto	12,5	6,56	105
Setembro	25	5,75	23
\bar{X}			295,6

IPO=[Número de armadilhas positivas / Número de armadilhas instaladas]x 100

IDO=[Número de Ovos / Número de armadilhas positivas]x100

(n) = Número total de ovos

Em relação ao período sazonal (verão e inverno) representado na **Tabela 3**, observou-se, que os números totais de ovos coletados pela armadilha ovitrapa, foi mais produtivo no período de verão registrando um total de 2056 ovos com índice de positividade da ovitrapa de 34,2% e índice de densidade de ovos 51,6% comparado com o período de inverno onde foi menos produtivo com um total de 309 ovos com índice positividade de ovitrapa de 5,5% e índice de densidade de ovos 17,8%.

Tabela 3. Análise descritiva das coletas e captura de ovos de *Aedes aegypti* por período (Verão e Inverno) pela armadilha ovitrampa no campus da FSP-USP, 2019.

Índices para ovitrampas			
Período	IPO (%)	IDO (%)	Total de ovos(N)
Verão	34,2	51,6	2056
Inverno	5,5	17,8	309
\bar{X}			1.182,5

IPO- Índice de Positividade de Ovitrampa; IDO: Índice de Densidade de Ovos
 IMO- Índice Médio total de Ovos

Na **Tabela 4** estão representados os índices de positividade de Ovitrampa (IPO) e de densidade de ovos (IDO) por ponto de coleta. Todos os pontos apresentaram índices significantes sendo o Ponto 4 com IPO de 48,8% e IDO de 33,1%, o mais representativo, seguido pelo Ponto 3, com índices IPO de 44,8% e IDO de 30,2%.

Tabela 4. Análise descritiva das coletas e captura de ovos de *Aedes aegypti* por ponto na ovitrampa no campus da FSP-USP, 2019.

Índices para ovitrampas			
Ponto	IPO (%)	IDO (%)	T. de ovos (N)
1	24,2	6,03	212
2	24,2	12,3	661
3	44,8	30,2	559
4	48,8	33,1	624
Média			514

IPO- Índice de Positividade de Ovitrampa; IDO: Índice de Densidade de Ovos: Média de Ovos

Na Tabela 5, observa-se que a Ovitampa foi mais competente para a postura de ovos por fêmea de *Aedes aegypti*, onde no decorrer dos meses no ano de 2019, foram superiormente positivas nas coletas dos ovos comparadas com o recipiente novo que se mostrou negativo para todas as amostras na atratividade e preferência na postura de ovos de *Aedes aegypti*.

Tabela 5. Comparativo da eficiência das armadilhas ovitampa, armadilha nova, segundo a positividade de armadilha. FSP/USP, 2019.

Mês	Positividade (%)	
	Ovitampa	Recipiente em teste
Fevereiro	26,5	0
Março	41,3	0
Abril	35,0	0
Maiο	31,2	0
Junho	6,9	0
Julho	3,6	0
Agosto	6,6	0
Setembro	5,8	0
Média (\bar{x})	19,6	0

A média registrada ao longo do ano de 2019, apresentou maior valor no período de verão , embora tenha sido também observada a ocorrência de ovos no inverno. (Figura 20).

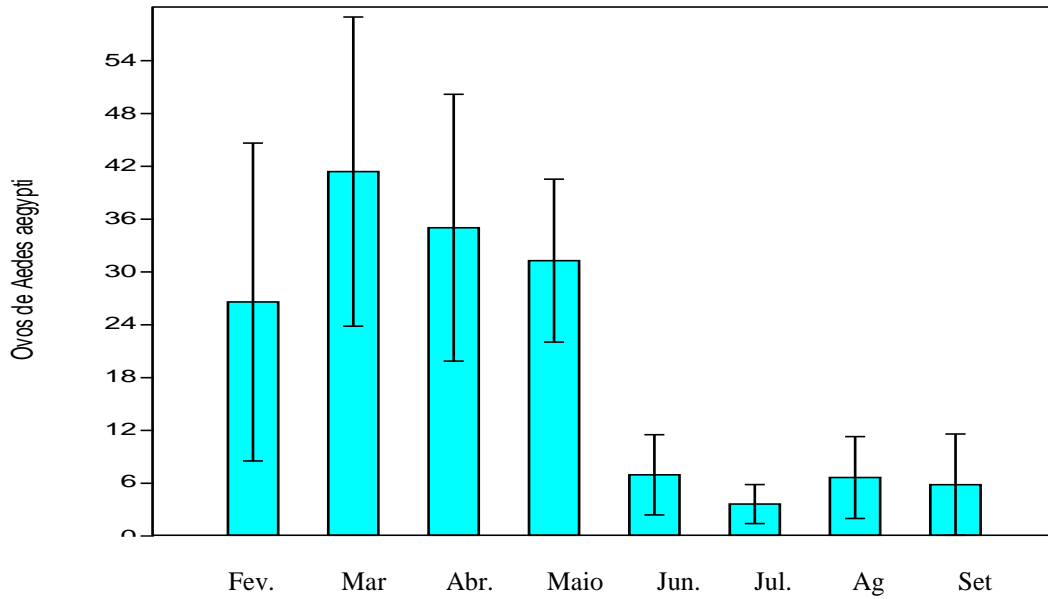


Figura 20. Médias de ovos de *Aedes aegypti* coletados pela ovitrampa ao longo do ano de 2019, apresentadas pela coluna de cor turquesa e desvio padrão

Na Figura 21, estão representados as médias de ovos de *Aedes aegypti* coletadas pela armadilha ovitrampa onde teve baixa representatividade nos pontos 1 e 2 em relação pontos 3 e 4 com maior representatividade.

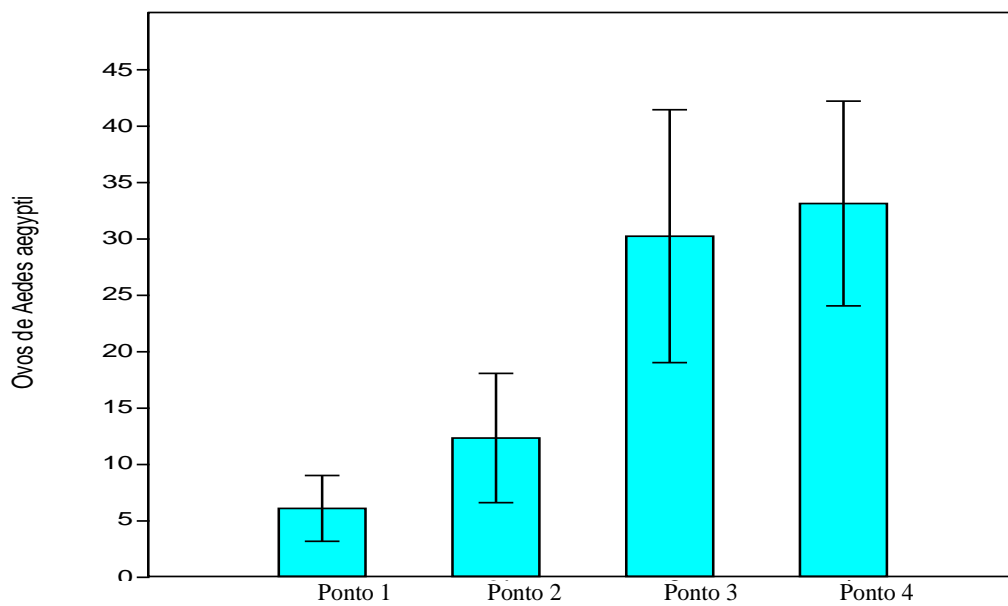


Figura 21. Médias de ovos coletados de *Aedes aegypti* por Ponto ao longo do ano de 2019 no ambiente externo da Faculdade de Saúde Pública -USP.

Na Figura 22 estão representadas as médias de ovos de *Aedes aegypti* coletados nas armadilhas ovitrampa, com maior ocorrência no verão do que no inverno.

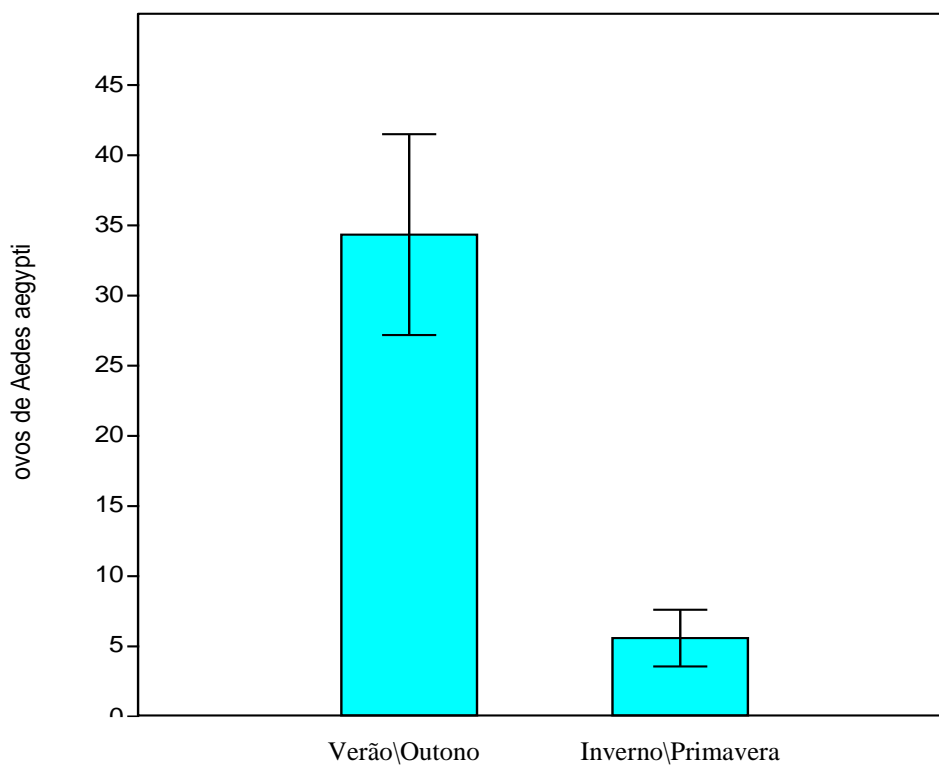


Figura 22. Médias de ovos coletados de *Aedes aegypti* por Período, Verão/Outono, Inverno/Primavera, ao longo do ano de 2019 no ambiente externo da Faculdade de Saúde Pública, USP

6. DISCUSSÃO

A literatura pontua que para o controle de doenças transmitidas por insetos, é necessário controlar eficazmente, as populações do inseto vetor, transmissor, mantendo suas populações a um nível tal que não possam causar danos à saúde humana ou transmitir doenças. Para tanto, há necessidade de se conhecer suas exigências ecológicas, comportamento, distribuição geográfica, hábitos alimentares, principais criadouros, entre outras características. Isto é particularmente importante quando este vetor é sinantrópico e urbanizado, como é o caso do *Ae. aegypti*. É importante também, conhecer o risco provocado pelo contato do homem-vetor, no tempo e espaço e, para tanto, se faz a quantificação dessas populações de vetores, por meio do monitoramento e vigilância constantes (MARSDEN 1980; PERU, 2002).

As arboviroses representam hoje um grande problema de Saúde Pública para os países das regiões tropicais e subtropicais como o Brasil que, no ano de 2016, registrou mais de 1,5 milhão de casos de dengue (VIANA & IGNOTTI, 2013; WHO, 2020). E até a SEMANA 29, do ano de 2020 foram notificados, respectivamente, 905.912, 56.717 e 5.334 casos prováveis de dengue, chikungunya e zika, no país (BRASIL, 2020). Por haver vários sorotipos virais da dengue, atualmente, não existe nenhuma vacina licenciada disponível no mercado contra a dengue, como também não existem vacinas contra chikungunya e zika. As pesquisas buscam desenvolver e produzir uma vacina polivalente que confira imunidade para todos os sorotipos conhecidos do DENV (HOMBACH, 2007).

Na ausência da vacina, as ações de controle, visam restringir os níveis de infestação dos municípios pelo *Ae. aegypti* e assim, a transmissão, incidências e a

letalidade dos casos de dengue hemorrágica. Como explicitado, o método mais eficaz, consiste no monitoramento das populações do mosquito realizado pela vigilância entomológica, uma das ferramentas de manuseio integrado de pragas e vetores (AXTELL & ARENDS, 1990), muito importante para o controle da Dengue e outras doenças transmitidas por insetos. No Brasil, foram desenvolvidos programas como, o Programa de Erradicação do *Ae. aegypti* (PEAa) criado pelo Ministério da Saúde no ano de 1996 que foi substituído pelo Programa Nacional de Controle da Dengue (PNCD), no ano de 2002 (BRASIL, 2002).

A Vigilância entomológica do PNCD é baseada no monitoramento das populações do *Ae. aegypti* nas áreas urbanas. Esta metodologia consiste em vistoriar todos os depósitos com água (criadouros) presentes nos imóveis e coletar as larvas encontradas. Os números de criadouros positivos e de larvas coletadas por criadouro são utilizados para calcular os índices de infestação predial (IP) e de Bretau (IB), com a finalidade de traçar estratégias de controle. Outra estratégia recomendada no PNCD é a utilização de armadilhas como as ovitrampas, que são extremamente sensíveis para a oviposição dos ovos pelas fêmeas do *Ae. aegypti* (BRASIL, 2001, OPAS 1995; FOCKS 2003).

O presente estudo teve como finalidade de testar uma nova ferramenta para a coleta de culicídeos, estabelecendo os benefícios e limitações, de seu uso, para o conhecimento da fauna entomológica e o monitoramento de populações de *Ae. aegypti*. Desta forma, foi testada a eficácia desse “recipiente novo” nos ambientes exteriores às instalações da Faculdade de Saúde Pública da Universidade de São Paulo, comparando os resultados com a armadilha Ovitampa, que como exposto acima, possibilita cálculos de indicadores de infestação e é a mais utilizada para esses fins (BRASIL, 2001, EIRAS 2002, FORRATINI 2002).

Os resultados mostraram que a armadilha teste, durante todo o período de estudos não mostrou positividade (coletas negativas) para a coleta de ovos de *Ae. aegypti* quando comparada com a armadilha ovitrampa que foi eficaz na coleta de ovos de *Ae. aegypti*. Por esse motivo, somente os dados obtidos com a ovitrampa foram utilizados para descrever a infestação de *Aedes aegypti* na área de estudo. Os índices de Positividade de Ovitrapas (IPOs) e de Densidade dos Ovos (IDO), nos dois períodos sazonais (verão e inverno), foram expressivos e indicaram a presença do vetor no ambiente enquanto que o recipiente novo não foi o local de oviposição em nenhum momento de observação, sendo que nenhum ovo ou larvas foram encontradas.

Os efeitos das variáveis climáticas devem ser considerados neste trabalho. As condições climáticas durante o período de amostragem influenciaram a dinâmica em que os ovos foram coletados. REITER (2001), afirma que a temperatura e a precipitação são fatores limitantes e interferem na dinâmica do ciclo biológico dos culicídeos, podendo interferir nas características comportamentais destes vetores. Em nossos resultados houve relação entre a abundância dos números de ovos coletados com as variações dos fatores climáticos como temperatura, pluviosidade e umidade relativa do ar. O número de ovos foi maior, no verão, quando os valores das variáveis citadas foram elevadas (Anexo 2, Tabelas A e B). Porém, mesmo no inverno, com temperaturas e precipitação baixas houve coleta de ovos. Esses resultados coincidem com a observação de vários autores (ZEIDLER et al. 2008, MIYAZAKI et al. 2009, NUNES et al. 2011, SOARES 2015). Desta forma, a sazonalidade influenciou nos resultados das ovitrapas que apresentaram mais abundância de fêmeas de *Ae. aegypti* nos períodos quentes e úmidos (verão), quando comparado com o período seco e frio (Inverno), corroborando os achados na literatura. No verão foram coletados 2.056 ovos de *Aedes aegypti*, com índice de positividade da

ovitrampa de 34,2% e índice de densidade de ovos 51,6% comparado com o período de inverno onde foi menos produtivo com um total de 309 ovos com índice positividade de ovitrampa de 5,5% e índice de densidade de ovos 17,8%.

A armadilha ovitrampa registrou maiores índices na coleta de ovos de *Aedes aegypti* nos pontos (3) e (4) e menores índices nos pontos (1) e (2) ao longo do ano. Ressalta-se que os pontos com maiores densidades de ovos foram os com maior trânsito de pessoas, os pontos 1 e 2 são mais isolados. Neste caso, pode-se levantar a hipótese que a presença de pessoas está relacionada à presença do vetor por constituírem fonte de alimentação por serem estes insetos altamente sinantrópico e antropofílico (GOMES et al., 2005; SANTOS et al. 2014).

Os resultados negativos observados com o uso do “recipiente novo” podem ser atribuídos às características físicas do recipiente que apresenta superfície lisa e de coloração clara, não sendo, portanto, um adequado substrato de oviposição. As fêmeas selecionam os seus sítios de oviposição de acordo com características físicas, químicas e biológicas. Portanto, podemos sugerir adaptações ao mesmo, como coloração mais escura e texturas mais ásperas que permitem mais atrativas para fêmeas de *Ae. aegypti*. Esses atributos já foram testados com sucesso nas ovitrampas, como vimos, e também, nas adultrampas (DONATTI & GOMES 2007), larvitampas (OPAS 1995, BRASIL, 2001) e mosquitrapas (EIRAS 2002, FÁVARO et al. 2006, GOMES et al. 2006).

Nas cidades com climas tropicais como São Paulo observa-se um aumento de casos da doença durante o verão, devido a um aumento no volume de chuvas e aumento da temperatura ambiental que favorecem a formação dos criadouros artificiais para o desenvolvimento do *Aedes aegypti*, porém, as fêmeas podem ovipor em frentes quentes

durante o inverno e também em criadouros artificiais existe a diapausa dos ovos. Desta forma, as atenções para o monitoramento do *Ae. aegypti* devem ser continuamente ativas e sustentáveis, para todo o ano (HONÓRIO et al., 2015).

O monitoramento de populações de *Ae. aegypti*, por meio do uso de armadilhas, é somente uma estratégia dentro do PNCD que estabelece ainda, os controles mecânico, físico, químico e biológico e uma série de ações sócio educativas, além de, nos últimos anos, a análise de custos e eficiência, para incorporação de novas técnicas e tecnologias. No entanto, para que essas ações sejam realmente eficazes é necessário que o poder público e sociedade compartilhem a responsabilidade por mantê-las ativas e sustentáveis (FERREIRA et al., 2009; ZARA et al., 2016).

O monitoramento de populações de *Ae. aegypti*, nos ambientes externo e interno da Faculdade de Saúde Pública, é fortemente recomendado. O estudo indica a presença constante do vetor, em alta densidade no verão, colocando a risco os usuários daquele espaço.

7. CONCLUSÕES

- ✓ Neste estudo verificou-se que a armadilha ovitrampa indicou a existência de fêmeas de *Ae aegypti* enquanto que o recipiente em teste não indicou tal presença
- ✓ Os índices IPO e IDO empregados nas análises de dados, registraram que a armadilha ovitrampa foi positiva na coleta de ovos de *Aedes aegypti* em todos os meses do ano, período e pontos amostrados no decorrer do ano de 2019.
- ✓ A temperatura e a pluviosidade ao longo do ano, influenciaram positivamente na abundância de ovos coletados.
- ✓ A sazonalidade influenciou no desempenho da armadilha ovitrampa e mesmo no período frio e seco seu desempenho não foi prejudicado.
- ✓ O recipiente novo, por ter sido negativo para todas as amostras, indica sua inabilidade na oviposição de fêmeas de *Ae aegypti*.

8. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

AXTELL, R.C., ARENDS, J.J. Ecology and management of arthropod pests of poultry. **Annu Rev. Entomol.** 1990.

BARBOSA, G.L. Análise da distribuição espaço-temporal de dengue e da infestação larvária no município de Tupã, SP. 2009. 72 f. **Dissertação** - Universidade Estadual de Campinas, Fac. de Ciências Médicas, Campinas, SP. Disponível em <<http://www.repositorio.unicamp.br/handle/REPOSIP/311816>>. Acesso em 06 fev. 2020.

BARATA, R.A., ANTONINI, Y., GONÇALVES, C.M., COSTA, D.C., DIAS, E.S. Flebotomíneos do Parque Nacional Cavernas do Peruaçu, MG. **Neotropical entomology**, **37**(2): 226-228, 2008.

BARRETO, M.L., TEIXEIRA, M.G., Dengue no Brasil: situação epidemiológica e contribuição para uma agenda de pesquisa. **Estudos Avançados**, **22**(44):53-77, 2008.

BESERRA, E.B., CASTRO-JR, F.P., SANTOS, T.S., FERNANDES, C.R.M. Biologia e Exigencia Técnicas de *Aedes aegypti* (L) (Diptera: Culicidae) Provenientes de Quatro Regioes Bioclimaticas da Paraíba. **Neotropical Entomology**; **35**(6):853-860, 2006.

BRAGA, I.A., GOMES, A.C., NELSON, M., MELLO, R.C., BERGAMASCHI, D.P., SOUZA, J.M.P. Comparação entre pesquisa larvária e armadilha de oviposição, para detecção de *Aedes aegypti*. **Rev. Soc. Bras. Med. Trop.**, **33**:347-53, 2000.

BRAGA, I. A. et al. Comparação entre pesquisa larvaria e armadilha de oviposicão para detecção de *Aedes aegypti*. **Rev. Soc. Bras. Med. Trop.** **33**: 347-53, 2000.

BRAGA, I.A., VALLE, D. *Aedes aegypti*: história do controle no Brasil. **Epidemiol Serv Saúde**, **16** (2):113-8, 2007.

BRAGA, I.A., VALLE, D. *Aedes aegypti*: vigilância, monitoramento da resistência e alternativas de controle no Brasil. **Epidemiol. Serv. Saúde**, **16**(4):295-302, 2007b

BRAKS, M.A.H., MEIJERINK, J., TAKKEN, W. The response of the malaria mosquito, *Anopheles bambiae*, to two components of human sweat, ammonia and L-lactic acid, in an olfactometer **Physiological Entomology**, **26**:142-148, 2001.

BRASIL, EMBRAPA-Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. Clima. Disponível em <http://www.cnpf.embrapa.br/pesquisa/clima.htm>. Acessado em 05/01/2017.

BRASIL, FUNDAÇÃO NACIONAL DE SAÚDE - FUNASA. *Dengue – Instrução para pessoal de combate ao vetor: Manual de normas técnicas*. – 3 a ed., rev. Brasília: Ministério da Saúde, 2001.

BRASIL. Ministério da Saúde. Fundação Nacional de Saúde. *Dengue - manual de normas técnicas, instrução para pessoal de combate ao vetor*. Brasília, 1997.

BRASIL. Ministério da Saúde. Secretaria de Vigilância em Saúde. Monitoramento dos casos de arboviroses urbanas transmitidas pelo *Aedes Aegypti* (dengue, chikungunya e zika), semanas epidemiológicas 1 a 29, 2020. **Boletim Epidemiológico**, v51, n 31, Agosto de 2020. Disponível em: <https://www.saude.gov.br/images/pdf/2020/August/06/Boletim-epidemiologico-SVS-31.pdf>. Acesso em 23/09/2020.

BRASIL, Ministério da Saúde /FUNASA - Ministério da Saúde/ Fundação Nacional de Saúde Programa Nacional de Controle da Dengue - PNCD. Brasília, 34 pp.2002

BRASIL, MINISTÉRIO DA SAÚDE. FUNDAÇÃO NACIONAL DE SAÚDE. **Plano Diretor de Erradicação do *Aedes aegypti* do Brasil (PEAa)**. Brasília (DF); 1996.

BRASIL, MINISTÉRIO DA SAÚDE. FUNDAÇÃO NACIONAL DE SAÚDE. **Plano de Intensificação das ações de controle do dengue (PIACD)**. Brasília (DF); 2001.

BRASIL, MINISTÉRIO DA SAÚDE (BR). SECRETARIA DE VIGILÂNCIA EM SAÚDE. DEPARTAMENTO DE VIGILÂNCIA EPIDEMIOLÓGICA, & MINISTÉRIO DA SAÚDE (BR). SECRETARIA DE VIGILÂNCIA EM SAÚDE. DEPARTAMENTO DE VIGILÂNCIA EPIDEMIOLÓGICA. (2009). *Diretrizes nacionais para prevenção e controle de epidemias de dengue*.

BROW, H.E., PALADINI, M., COOK, R.A., KLINE, D.L., BARNARD, D. Effectiveness of mosquito trap in measuring species abundance and composition. **J Med Entomol.** **45**(3):517-521, 2008.

BURIOL, G. A. et al. Zoneamento climático das condições para o desenvolvimento da larva do mosquito transmissor do vírus da dengue no Estado do Rio Grande do Sul.

Revista Eletrônica de Comunicação, Informação & Inovação em Saúde – RECIIS. Rio de Janeiro, v. 3, n. 2, p. 24 – 36, Jun. 2009. Disponível em: <https://www.reciis.icict.fiocruz.br/index.php/reciis>. Acesso em: 28 ago. 2019.

CHADEE, D. D.; A. LAKHAN; W. R. RAMDATH & R. C. PERSAD. Oviposition response of *Aedes aegypti* mosquitoes to different concentrations of hay infusion in Trinidad, West Indies. **Journal of American Mosquito Control Association** 9: 346–348, 1993.

CHAVES, L.S.M. *Eficácia de três tipos de armadilhas para captura de culicídeos em área de Mata Atlântica no sudeste do Brasil*. Tese. Universidade de São Paulo. 2012.

CHAVES, L. S. M., LAPORTA, G. Z., & SALLUM, M. A. M. Effectiveness of mosquito magnet in preserved area on the coastal Atlantic rainforest: implication for entomological surveillance. **Journal of medical entomology**, 51(5), 915-924, 2014.

CHIARAVALLOTI NETO, F., DA COSTA, A. I., MOURA, M. S. D. A., SOARES, M. R., PEREIRA, F. C., BATTIGAGLIA, M., & ARAGÃO, F. J. O. Avaliação de ações municipais de combate a vetores da dengue na região de São José do Rio Preto, São Paulo, 1989 a 1995. **Rev. Soc. Bras. Med. Trop.**, 32(4), 357-362, 1999.

CHRISTOPHERS, R.S. *Aedes aegypti (L.) The Yellow Fever Mosquito*. New York: Cambridge University Press. 1960.

CONSOLI, R.A.G., LOURENÇO DE OLIVEIRA, R. *Principais mosquitos de importância sanitária no Brasil*. Rio de Janeiro. Editora Fiocruz. 1994.

CORREA, P.R.L., FRANCA, E., BOGOTCHI, T.F., Infestação pelo *Aedes aegypti* e ocorrência de dengue em Belo Horizonte, Minas Gerais. **Rev. Saúde Pública**, 39(1):33-40; 2005.

DAJOZ, R. *Ecologia geral*. Petropolis: Vozes, 472p.1983.

DENNETT, J.A., VESSEY, N.Y., PARSONS, R.E. A comparison of seven traps used for collection of *Aedes albopictus* and *Aedes aegypti* originating from a large tire repository in Harris County (Houston), Texas. *J Am Mosq Control Assoc* 20:342–349. 2004.

DE FÁTIMA, D. M., DE OLIVEIRA, C. D., BARBOSA, G. L., & WANDERLEY, D. M. V. Atividades de controle de *Aedes aegypti* em municípios da Região Sul do Estado de São Paulo. *Journal of Health & Biological Sciences*, 2013.

DE SÁ I.L.R., SALLUM, M.A.M. Comparison of automatic traps to capture mosquitoes (Diptera: Culicidae) in rural areas in the tropical Atlantic rainforest. **Mem Inst Oswaldo Cruz** **108**: 1014-1020, 2013.

DONALISIO, M.R. *O dengue no espaço habitado*. 1ª ed. São Paulo: Hucitec.1999.

DONALISIO, M.R., GLASSER, C.M. Vigilância entomológica e controle de vetores do Dengue. **Rev. Bras. Epidemiol.**, **5**(3):259-79, 2002.

DONATTI, J.E., GOMES, A.C. Adultrap: Descrição de armadilha para adulto de *Aedes aegypti* (Diptera, Culicidae). **Rev. Bras. Entomol.**; **51**(2):255-6, 2007

DUSFOUR, I., R. CARINCI, J. ISSALY, P. GABORIT, AND R. GIROD. A survey of adult anophelines in French Guiana: enhanced descriptions of species distribution and biting responses. **J. Vector Ecol.** **38**:203-209, 2013.

EIRAS A.E. 2002. Armadilha para a captura de insetos. Depósito de patente no Brasil: PI0203907-9. Data 05/09/2002.

ESTEVES, F.D.A. *Do índio goitacá à economia do petróleo: uma viagem pela história e ecologia da maior restinga protegida do Brasil*. Campos dos Goytacazes (RJ): Essentia Editora, 105p. 2011.

FÁVARO, E.A., DIBO, M.R., MONDINI, A., FERREIRA, A.C., BARBOSA, A.A.C., EIRAS, A.E., BARATA, E.A.M.F., CHIARAVALLOTI-NETO, F. Physiological state of *Aedes (Stegomyia) aegypti* mosquitoes captured with MosquiTRAPs™ in Mirassol, São Paulo, Brazil. **Journal of Vector Ecology**, **31**(2): 285-291, 2006.

FAY, R.W., PERRY, A.S.. Laboratory studies of oviposition preferences of *Aedes aegypti*. **Mosq. News**, **25**:276-81, 1965

FAY, R.W., ELIASON, D.A. A preferred oviposition site as a surveillance method for *Aedes aegypti*. **Mosq. News**. **26**:531-35, 1966. FERREIRA, A.C; CHIARAVALLOTI, F. Infestação de área urbana por *Aedes aegypti* e relação com níveis socioeconômicos. **Rev. Saúde Pública**, **41** (6):15-22, 2007.

FERREIRA, I.T.R.N. VERAS, M.A.D.S.M. & SILVA R.A. Participação da população no controle da dengue: uma análise da sensibilidade dos planos de saúde de municípios do Estado de São Paulo, Brasil. **Cadernos de Saúde Pública**, 25(12): 2683-2694, 2009.

FOCKS, D.A. A review of entomological sampling methods and indicators for dengue vectors: UNICEF/UNDP/World Bank/WHO Special Programme for Research and Training in Tropical Diseases (TDR), 38 pp. 2003

FOCKS, D. A. *A review of entomological sampling methods and indicators for dengue vectors* (No. TDR/IDE/DEN/03.1). World Health Organization. 2004.

FORATTINI, O.P., GOMES, A.D.C., GALATI, E.A.B., RABELLO, E.X., IVERSSON, L.B. Estudos ecológicos sobre mosquitos Culicidae no Sistema da Serra do Mar, Brasil: 2-Observações no ambiente domiciliar. **Revista de Saúde Pública**, 12: 476-496, 1978.

FORATTINI, O.P., GOMES, A.D.C., NATAL, D., KAKITANI, I., MARUCCI, D. Preferências alimentares de mosquitos Culicidae no Vale do Ribeira, São Paulo, Brasil. **Revista de Saúde pública**, 21(3): 171-187, 1987.

FORATTINI, O.P., GOMES, A.C., KAKITANI I. Observações sobre mosquitos Culicidae adultos em cultivo irrigado de arroz no Vale do Paraíba, estado de São Paulo, Brasil. **Rev. Saúde Públ.**; 23(4):307-312, 1989.

FORATTINI, O. P. **Culicidologia Médica: identificação, biologia e epidemiologia**. São Paulo: Edusp, 2002.

FRANCO, O. Reinfestação do Pará pôr *Aedes aegypti*. **Revista Brasileira de Malariologia e Doenças Tropicais**, 21(4):729-31, 1969.

GALATI E.A.B., CAMARA T.N.L., NATAL, D., CHIARAVALLLOTI-NETO, F, Mudanças climáticas e saúde urbana. **Rev. USP**; 107:79-90, 2015.

GAMA, R.A., ANDRADE, A.J., ANDRADE, M.R., RESENDE, M.C., EIRAS, A.G. Avaliação da armadilha HP iscadas com diferentes taxas de liberação de octenol na captura de anofelinos (Diptero: Culicidae) em Brejo do mutambal, município de Varzelândia, Estado de Minas Gerais. **Rev. Soc. Bras. Med. Trop.**; 10 (4):408-410, 2007

GEISER, M., BOSCH, J.O., BOECKH, J. Ammonia as na attractive componente of host odour for the yellow fever mosquito, *Aedes aegypti* **Chem Senses**; 24: 647-653, 1999.

GIBSON, G., TORRES, S.J. Visual and olfactory responses of haematophagous Diptera to host stimuli. **Med Vet Entomol.**; **13**:2-23, 1999.

GLASSER, C.M. GOMES, A.D.C. Clima e sobreposição da distribuição de *Aedes aegypti* e *Aedes albopictus* na infestação do Estado de São Paulo. **Revista de Saúde Pública**, **36**(2):166-172, 2002.

GLUBER, DJ. Dengue and Dengue Haemorrhagic fever. *Clin Microbiol Rev.* **11**(3):480-96. 1998.

GOMES, A D.C., GALATI, E.A.B. Aspectos ecológicos da leishmaniose tegumentar americana: 5. Estratificação da atividade espacial e estacional de Phlebotominae (Diptera, Psychodidae) em áreas de cultura agrícola da região do Vale do Ribeira, Estado de São Paulo, Brasil. **Mem. Inst. Oswaldo Cruz**, **82**(4):467-473, 1987.

GOMES A.C., SOUZA J.M.P de, BERGAMASCHI D.P., SANTOS J.L.F Dos, ANDRADE V.R., LEITE O.F., RANGEL O., SOUZA S.S.L. de, GUIMARÃES N.S.N., LIMA V.L.C. de. (2005). Atividade antropofílica de *Aedes aegypti* e *Aedes albopictus* em área sob controle e vigilância. **Revista de Saúde Pública**, **39**(2), 206-210.

GOMES A.S., SCIAVICO C.J.S., EIRAS A.E. Periodicidade de oviposição de fêmeas de *Aedes aegypti* (Linnaeus, 1762) (Diptera: Culicidae) em laboratório e campo. **Rev. Soc. Bras. Med. Trop.**, **39**:327-32, 2006.

GUSMÁN M.G., KOURI G. Advances in Dengue Diagnosis. **Minireview Clinical and Diagnostic Laboratory Immunology**, **3**(6):621-27, 1996.

HIWAT H, ANDRIESEN R, DE RIJK M, KOENRAADT CJM, TAKKEN W. Carbon dioxide baited trap catches do not correlate with human landing collections of *Anopheles aquasalis* in Suriname. **Mem Inst Oswaldo Cruz**, **106**: 360-364, 2011

HOMBACH J. Vaccines against dengue: a review of current candidate vaccines at advanced development stages. **Rev Panam Salud Publica** **21**:254-260, 2007.

HOEL, D.F., KLINE, D.L, ALLAN, A.S, GRANT, A. Evaluation of carbon dioxide, 1-octen-3-ol and lactic acid as baits in Mosquito Magnet Pro traps for *Aedes albopictus* in North Central Florida. **J Am Mosq Control Assoc.**; **23**(1):11-17, 2007.

HONÓRIO, N.A, LOURENÇO-DE-OLIVEIRA, R. Frequência de larvas e pupas de *Aedes aegypti* e *Aedes albopictus* em armadilhas, Brasil. **Rev Saúde Pública**; **35**(4):385-91, 2001.

HONÓRIO NA, SILVA W DA C, LEITE PJ, GONCALVES JM, LOUNIBOS LP, LOURENCO-DE-OLIVEIRA R. Dispersal of *Aedes aegypti* and *Aedes albopictus* (Diptera: Culicidae) in an urban endemic dengue area in the State of Rio de Janeiro, Brazil. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz** . 98(2):191-198. 2003,

BRASIL, IBGE. Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística. Divisão Territorial do Brasil e Limites Territoriais. Cidades. 2016. Disponível em URL: <http://www.ibge.gov.br>. Acessado em 10 de Agosto de 2019.

JAWARA M, SMALLEGANGE RC, JEFFRIES D, NWAKANMA DC, AWOLOLA TS, KNOLS BG, TAKKEN W, CONWAY DJ Optimizing odor-baited trap methods for collecting mosquitoes during the malaria season in The Gambia. **PLoS ONE** **4**: e8167, 2009.

JOHANSEN CA, MONTGOMERY BL, MACKENZIE JS, RITCHIE SA. Efficacies of the Mosquito Magnet™ and counterflow geometry traps in North Queensland, Australia. **J Am Mosq Control Assoc.**, **19**:265–270. 2003.

JÚNIOR, F., SERPA, L. L. N., BARBOSA, G. L., PEREIRA, M., HOLCMAN, M. M., VOLTOLINI, J. C., & MARQUES, G. R. A. M. Vetores de arboviroses no estado de São Paulo: 30 anos de *Aedes aegypti* e *Aedes albopictus*. **Revista de Saúde Pública**, **53**:84. 2019.

KITAU, J., PATES, H., RWEGOSHORA, T. R., RWEGOSHORA, D., MATOWO, J., KWEKA, E. J., MOSHA, F. W., MCKENZIE, K. AND MAGESA, S.M. The effect of Mosquito Magnet® Liberty Plus trap on the human mosquito biting rate under semi-field conditions. **Journal of the American Mosquito Control Association**, **26**(3), 287-294. 2010.

KLINE, D.L., TAKKEN, W., WOOD, J.R., CARLSON, D.A. Field studies on the potential of butanone, carbon dioxide, honey extract, 1-octen-3-ol, L-lactic acid and phenols as attractants for mosquitoes. **Med Vet Entomol.**, **4**:383-391, 1990.

KOPPEN, W. Geiger R. *Climatologia: Con un studio de los climas de la Tierra*. (Version de PEREZ, P.R.H) Mexico: Fondo de Cultura Economica.479p.1948.

KNOLS, B.G.J, MEIJERINK, J. Odors Influence mosquito behavior. **Sci & Med.**; **4(5)**: 56-63. 1997.

KYLE, J.L., HARRIS, E. Global Spread and Persistência of Dengue. **Annu Rev of Microbiol**; **62**: 71- 92, 2008.

LIMA JBP, PEREIRA DA CUNHA M, SILVA JR RCS, GALARDO AKR, SOARES SS, BRAGA IA, RAMOS RP, VALLE D. Resistance of Aedes aegypti to organophosphates in several municipalities in the states of Rio de Janeiro and Espírito Santo, Brazil. **American Journal of Tropical Medicine & Hygiene** 68:329-333, 2003.

LIMA, J.F.F. Risco de urbanização da febre amarela no Brasil. **Cad Saúde Publica.**; **1(3)**: 377-84. 1985.

LIMA-CAMARA, T. N. Emerging arboviruses and public health challenges in Brazil. **Revista de Saúde Pública**, **50(36)**, 2016. Disponível em: http://www.scielo.br/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0034-89102016000100602. Acesso em: 09 de maio de 2018.

LOWY, I. Yellow fever in Rio de Janeiro and the Pasteur Institute mission (1901-1950): the transfer of Science to periphery. **History of medicine**; **34**: 144-63. 1990.

MACKENZIE, J.S., GUBLER, D.J., PETERSEN, L.R. Emerging flaviviruses: the spread and resurgence of Japanese encephalitis, West Nile and dengue viruses. **Nat Med**; **10**: S98– 109. 2004.

MARQUES, C. C. A. et al. Estudo Comparativo da Eficacia de Larvitrapas e Ovitrapas para Vigilancia de Vetores de Dengue e Febre Amarela. **Revista de Saúde Pública, São Paulo**, **27**: 237-241, 1993.

MARQUES C.C., MARQUES G.R., DE BRITO M., DOS SANTOS NETO L.G., ISHIBASHI V. DE C., GOMES DE A. Comparative study of the efficiency of larval and ovitraps for the surveillance of dengue and yellow fever vectors. **Revista de Saúde Pública**, **27(4)**:237-241, 1993.

MARSDEN PD. Doença de Chagas: ecologia domiciliar dos principais vetores no Brasil. **JBM** **2**: 17-22. 1980.

- MARTINEZ-TORRES E.M. *Dengue hemorrágico en niños*: Havana, Cuba: Ed. José Martí: 180p. 1990.
- MCCARDLE, P.W., WEBB, R., NORDEN, B.B., ALDRICH, J.R. Evaluation of five trapping systems for The Surveillance of gravid mosquitoes in Prince Georges County, Moryland. **J Am Mosq. Control Assoc**; **20**(3): 254-20, 2004.
- MISSAWA, N.A., RIBEIRO, A.L.M., MACIEL, G.B.M.L., ZEILHOFER, P. Comparison of capture methods for the diagnosis of adult anopheline populations from State of Mato Grosso, Brazil. **Rev. Soc. Bras. Med. Trop.** Oct [cited 2020 Feb 06]; **44**(5): 555-560, 2011. Available from: http://www.scielo.br/scielo.php?script=sci_ Epub Aug 19, 2011.
- MORROW, M.G., JOHNSON, R.N., POLANCO, J., CLABORN, D.M. Mosquito vector abundance immediately before and after Tropical Storms Alma and Arthur, northern Belize, 2008. **Rev Panam Salud Publica** **28**: 19-24, 2010.
- MUSTAFA, M.S., RASOTGI, V., GUPTA, V. Discovery of fifth serotype of dengue virus (DENV-5): A new public health dilemma in dengue control. **Med J Armed Forces India**; **71**:67-70, 2015.
- NASCI, R.S. A lightweight battery-powered aspirator for collecting resting mosquitoes in the field. **Mosq News** **41**:808-811, 1981.
- NELSON JM. *Aedes aegypti: Biología y Ecología*. Washington DC. Organizacion Pan-Americana de la Salud; 1986.
- NEVES, D.P., SILVA, J.E.D. *Entomologia médica comportamento, captura, montagem*, COOPEMED. 1989.
- NJIRU BN, MUKABANA WR, TAKKEN W, KNOLS BGJ. Trapping of the malaria vector *Anopheles gambiae* with odour-baited MMX traps in semi-field conditions in western Kenya. **Malar J** **5**(39):1–8. 2006.
- NOGUEIRA, R.M.R, MIAGOSTOVICH, M.P., FILIPPIS, A.M.B., PEREIRA, M.A.S., SCHATZMAYR, H.G. Dengue vírus type 3 in Rio de Janeriro, Brasil, **Mem Inst Oswaldo Cruz**, **96**(7): 925-6, 2001.

NOGUEIRA, R.M.R., SCHATZMAYR, H.G., FILIPPIS, A.M.B.D., SANTOS, F.B.D. CUNHA, R.V.D., COELHO, J.O., SOUZA, L.J.D., GUIMARÃES, F.R., ARAÚJO, E.S.M.D. SIMONE, T.S.D., BARAN, M. TEIXEIRA, JR. G., MIAGOSTOVIC, M.P. Dengue Virus Type 3, Brasil, 2002. **Emerging Infectious Diseases**, **11**(9):1376-81, 2005.

NORMILE, D. Tropical medicine. Surprising new dengue virus throws a spanner in disease control efforts. **Science**; **342**(6157):415, 2013. Epub 2013/10/26.

NUNES, L.S., TRINDADE, R.B.R., SOUTO, R.N.P. Avaliação da atratividade de ovitrampas a *Aedes (Stegomyia) aegypti* Linneus (Diptera: Culicidae) no bairro Hospitalidade, Santana, Amapá. **Biota Amazônia**; **1**(1):26-31, 2011.

ODUM, E.P. *Ecologia*. Rio de Janeiro: Guanabara, 1988.

OLIVEIRA AA, MALECK M. Ovitrapas para Avaliação da Presença de *Aedes aegypti* (Linnaeus) e *Aedes albopictus* (Skuse) no Município de Vassouras, Estado do Rio de Janeiro. **EntomoBrasilis**, **7**(1):52-7. 2014.

OPAS - ORGANIZAÇÃO PAN-AMERICANA DE SAÚDE. *Diretrizes relativas a prevenção e ao controle do dengue e da dengue hemorrágica nas Americas*. Whashington D.C.: OPAS; 1991.

PINHEIRO, F.P., CORBER, S.J. Global situation of dengue and dengue haemorrhagic fever, and its emergence in the Americas. **World Health Stat Q.**; **50**(3-4): 161-9. 1997.

PUCCI, T. M., LYNCH, J. & KEIPER, J. B. Insect composition of the Mosquito Magnet Pro® mosquito trap in northeastern Ohio. **Gt Lakes Entomol** **36**: 25-30, 2003.

RAWLINS, S.C., MARTINEZ, R., WILTSHIRE, S., LEGALL, G.A comparison of surveillance systems for the dengue vector *Aedes aegypti* in Port of Spain, Trinidad. **J. Am. Mosq. Control Assoc.**, **14**:131-36, 1998.

REBÊLO, J.M.M., ARAÚJO, J.A.C.D., CARVALHO, M.L., BARROS, V.L.L., SILVA, F.S., OLIVEIRA, S.T.D.. Flebótomos (Diptera, Phlebotominae) da Ilha de São Luis, zona do Golfão Maranhense, Brasil. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, **32**(3): 247-253. 1999.

REITER, P., AMADOR, M.A., NELSON, C. Enhancement of the CDC ovitrap with hay infusions for daily monitoring of *Aedes aegypti* populations. **J. Am. Mosq. Control Assoc.**, **7**:52-5. 1991

REITER, P. Oviposition, Dispersal and Survival in *Aedes aegypti*. Implication for the Efficacy of Control Strategies. *Vector-Borne and Zoonotic Diseases*, Paris, v.7, n.5, p 261-173, 2007.

RESENDE, M. C. Estudo multicêntrico do uso da armadilha MosquiTRAP para captura de *Aedes aegypti* e geração de índices de vigilância entomológica (Doctoral dissertation, Tese (Doutorado em Ciências Biológicas—área de concentração em Entomologia), Universidade Federal de Minas Gerais, Belo Horizonte, Brazil). 2009.

REY, L Bases da parasitologia medica. Rio de Janeiro: Guanabara Koogam,1992.349p.

RITCHIE, S.A., LONG, S., HARD, A., SMITH, G., PYKE, A., KNOX, T.B. Entomological investigations in a focus of dengue transmission in Cairns, Queensland, Australia, by using the sticky ovitrap. **J. Med. Entomol.**, **41**:1- 4, 2004.

ROSSI, J.C.N., SILVA, A.M. *Diversidade de criadouros frequentados por Aedes aegypti e Aedes albopictus no estado de Santa Catarina, período de 1998-2007*. 61ª Reunião Anual da SBPC, 2009. Disponível em:http://www.divesc.gov.br/conteudos/Publicacoes/tcc/Diversidade_de_criadouros_frequentados_por_aedes_aegypti_e_aedes_albopictus_SC.pdf. Acessado em 29 março de 2019.

RUBIO-PALIS Y, MORENO JE, SÁNCHEZ V, ESTRADA Y, ANAYA W, BEVILACQUA M, CÁRDENAS L, MARTÍNEZ A, MEDINA D. Can Mosquito Magnet® substitute for human-landing catches to sample anopheline populations? **Mem Inst Oswaldo Cruz** **107**: 546-549, 2012.

RUSSEL, P.K., YUILL, T.M., NISALAK, A., UDOMSAKDI, S., GOULD, D.J., WINTER, P.E., An insular outbreak of dengue hemorrhagic fever: II. Virologic and serologic Studies. **Am J Trop Med Hyg.**; **17**(4);600-8, 1968.

SÁ, I.L.R.D. *Avaliação em campo de três armadilhas automáticas para capturar mosquitos (Diptera: Culicidae) em área agrícola de Pariquera-Açu, São Paulo, Brasil*. Tese. Universidade de São Paulo. 2012.

- SANGKAWIBHA, N., ROJANASUPHOT, S., AHANDRIK, S., VIRIYAPONGSE, S., JATANASEN, S., SALTUL, V., PHANTHUMACHINDA, B., HALSTEAD, S. Risk factors in dengue shock syndrome: a perspective epidemiologic study in Rayong, Thailand. I. The 1980 outbreak. **Am J Epidemiol.**: **120**(5):653-69. 1994.
- SANT'ANA, D. C.; SÁ, I. L. R. & SALLUM, M. A. M. Effectiveness of Mosquito Magnet trap in rural areas in the southeastern tropical Atlantic Forest. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, **109**(8): 1021-1029, Epub November 21, 2014. <https://dx.doi.org/10.1590/0074-02761400297>. 2014.
- SANTOS I.M.D. & CALADO, D. Captura de mosquitos antropofílicos (Diptera, Culicidae) em uma área urbana da região oeste da Bahia, Brasil. **Iheringia. Série Zoologia**, 104(1): 32-38, 2014.
- SHANNON, R. Methods for collecting and feeding mosquitos in jungle yellow fever studies. **Am J Trop. Med.** **19**:131-140, 1939.
- SIPHIPRASASNA R, JAICHAPOR B, CHANAIMONGKOL S, KHONGTAK P, LEALSIRIVATTANAKUL T, TIANG-TRONG S, BURKETT DA, PERICH MJ, WIRTZ RA, Coleman RE. Evaluation of candidate traps as tools for conducting surveillance for Anopheles mosquitoes in a malaria-endemic area in western Thailand. **J Med Entomol** 41:151–157. 2004.
- SERVICE, M.W. *Mosquito Ecology. Field Sampling methods*. Chapman & Hall. 2^a ed. 988p. 1993.
- SILVA, M. *As brigadas sanitárias e a Febre Amarela na cidade de Santos: 1903 a 1938* [Dissertação]. São Paulo: Universidade de São Paulo. Faculdade de Saúde Pública; 2003.
- SOARES, F.A., SILVA, J.C., OLIVEIRA, J.B.B.S., ABREU, F.V.S. Study of oviposition behavior of *Aedes aegypti* in two neighborhoods under the influence of semi-arid climate in the municipality of Salinas, state of Minas Gerais, Brazil. **Rev Patol Trop.**; **44**(1):77-88, 2015.
- SUDIA, W.D., CHAMBERLAIN, R.W. Battery operated light trap, an improved model. **Mosquito News**, **22**:126-9, 1962.

- TAIPE-LAGOS, C. B., & NATAL, D. Abundância de culicídeos em área metropolitana preservada e suas implicações epidemiológicas. **Revista de Saúde Pública**, **37**:275-279, 2003.
- TAUIL PL. Urbanização e ecologia do dengue. **Cad. Saúde Pública**; **17**(supl.):99-102, 2001.
- TEIXEIRA, M.G., BARRETO, M.L, GUERRA, Z. Epidemiologia e medidas de prevenção do dengue. **Inf Epidemiol SUS.**; **8**(4);5-33. 1999
- TEIXEIRA, M.G., COSTA, M.C., BARRETO, M.L., BARRETO, F.R. Epidemiologia do dengue em Salvador- Bahia, 1995-1999. **Rev. Soc. Bras. Med. Trop.**; **34**(3): 269-74, 2001.
- TORRES-ESTRADA, J.L., RODRIGUES, M.H. Senñales físico químico involucradas em busqueda de hospedeiros y em la induccion de picadura por mosquitos. **Salud Publica Mex.**; **45**:497-505. 2003.
- UENO, E.M., FORATTINI, O.P., KAKITANI, I. Distribuição vertical e sazonal de *Anopheles (Kerteszia)* em Ilha Comprida, SP. **Rev. Saúde Públ.**; **41**(2):269-275, 2007.
- XUE, R. D., DOYLE, M. A., KLINE, D. L. Field evaluation of CDC and Mosquito Magnet® x traps baited with dry ice, CO2 sachet and octenol against mosquitoes. **J. Am. Mosq. Control Assoc.**, **24**: 249-252, 2008.
- WATTS, D.M., PORTER, K.R., PUTVATANA, P., VASQUEZ, B., CALAMPA, C., HAYES, C.G., HALSTEAD, S.B. Failure of secondary infection with American genotype dengue 2 to cause dengue haemorrhagic fever. **The Lancet**, **354**(9188): 1431-1434, 1999.
- WILDER-SMITH, A., CHEN, L.H., MASSAD, E., WILSON, M.E., Threat of dengue to blood safety in dengue-endemic countries. **Emerg Infect Dis.**; **15**(1):8-11. 2009.
- WILLIAMS CR, LONG SA, RUSSEL RC, RICHIE SA. Field efficacy of the BG-Sentinel compared with CDC backpack aspirators and C02 –Baited EVS traps for collection of adult *Aedes aegypti* in Cairns, Queensland, Australia. *Journal of the American Mosquito Control Association*. 2006.

WILSON, M.E., CHEN, L.H., Dengue in the Americas. **Dengue Bulletin.**: 26: 44- 61, 2002

WHO, (WORLD HEALTH ORGANIZATION) *Dengue: guidelines for diagnosis, treatment, prevention and control* - New edition. Dengue and severe dengue. WHO Fact Sheet dengue and severe dengue. Geneva. 2018

ZARA A.L.D.S.A., SANTOS S.M.D., FERNANDES-OLIVEIRA E.S., CARVALHO R.G. & COELHO, G.E. Estratégias de controle do *Aedes aegypti*: uma revisão. **Epidemiologia e Serviços de Saúde**, 25: 391-404, 2016.

ZEIDLER, J.D., AGOSTA, P.O.A., BARRETO, P.P., CORDEIRO, J.S. Virus dengue em larvas de *Aedes aegypti* e sua dinâmica de infestação, Roraima, Brasil. **Rev. Saude Publica.**; 42(6):986-91, 2008.

ANEXOS

Anexo 1



W.S. de Campo Grande
Moldes e Peças
Plásticas

A FACULDADE DE SAÚDE PÚBLICA DA UNIVERSIDADE DE SÃO PAULO

a/c. Coordenação da Pós-Graduação.

Ref.: Autorização para uso das armadilhas para mosquitos produzidas pela W.S. Moldes.

Prezados Srs.

Autorizamos o uso das armadilhas para larvas de mosquitos produzidas por nossa empresa, para estudos e testes pelos alunos da Pós-Graduação, Mestrado Profissional - Entomologia em Saúde Pública. Conforme solicitado pelo aluno Carlos Vagner Peçanha.

Gostaríamos de solicitar desde já que nos fossem enviados os resultados obtidos e trabalhos publicados com os estudos realizados pelos alunos.

Atenciosamente,

Walter Faustino da Silva

WS DE CAMPO GRANDE M. EP. PLÁSTICAS LTDA
Walter Faustino da Silva - Sócio Gerente
CPF 399 474 167-04

73 287 021/0001-03
WS DE CAMPO GRANDE MOLDES
E PEÇAS PLÁSTICAS LTDA
AV. BRASIL, 44889
CAMPO GRANDE - CEP 23071-000
RJ

Anexo 2

Tabela A. Média das Temperaturas Máximas e Mínimas e pluviosidade registradas durante os oitos meses de estudo no Município de São Paulo 2019.

Mês/ano 2019	T ^a Maxima (°C)	T ^a Minima (°C)	Pluviosidade (mm)
Fevereiro	28	22	320
Março	29	19	250
Abril	29	19	150
Maió	26	18	60
Junho	24	15	50
Julho	22	12	150
Agosto	24	14	10
Setembro	22	15	60

Fonte: INMET- mirante de Santana- 2019

Tabela B. Média das Temperaturas Máximas e Mínimas e pluviosidade registradas durante os oitos meses de estudo no período de verão e inverno de 2019.

Período 2019	T ^a Maxima (°C)	T ^a Minima (°C)	Pluviosidade (mm)
Primavera Verão	28	19,5	195
Outono Inverno	23	14	67,5

Fonte: INMET- mirante de Santana - 2019