



UNIVERSIDADE FEDERAL DO CEARÁ
FACULDADE DE MEDICINA
DEPARTAMENTO DE PATOLOGIA E MEDICINA LEGAL
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM PATOLOGIA

JOSIAS MARTINS VALE

*Controle do *Aedes aegypti* na fase de ovo.*

FORTALEZA

2018

JOSIAS MARTINS VALE

Controle do *Aedes aegypti* na fase de ovo.

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Patologia da Universidade Federal do Ceará, como requisito parcial à obtenção do título de mestre em Patologia. Área de concentração: Infectologia.

Orientador: Prof. Dr. Ivo Castelo Branco Coelho

FORTALEZA

2018

Dados Internacionais de Catalogação na Publicação
Universidade Federal do Ceará
Biblioteca Universitária

Gerada automaticamente pelo módulo Catalog, mediante os dados fornecidos pelo(a) autor(a)

V243c Vale, Josias Martins.
Controle do *Aedes aegypti* na fase de ovo. / Josias Martins Vale. – 2018.
68 f. : il. color.
Dissertação (mestrado) – Universidade Federal do Ceará, Faculdade de
Medicina, Programa de Pós-Graduação em Patologia, Fortaleza, 2018.
Orientação: Prof. Dr. Ivo Castelo Branco Coelho.
1. *Aedes aegypti*. 2. Controle vetorial. 3. Arboviroses. I. Título.

CDD571.9

JOSIAS MARTINS VALE

Controle do *Aedes aegypti* na fase de ovo.

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Patologia da Universidade Federal do Ceará, como requisito parcial à obtenção do título de mestre em Patologia. Área de concentração: Infectologia.

Aprovada em: ___/___/_____.

BANCA EXAMINADORA

Prof. Dr. Ivo Castelo Branco Coelho (Orientador)
Universidade Federal do Ceará (UFC)

Prof. Dr. Carlos Henrique Moraes de Alencar
Universidade Federal do Ceará (UFC)

Prof. Dr. José Ajax Nogueira Queiroz
Universidade Federal do Ceará (UFC)

Prof. Dr. Jeová Kenny Baima Colares
Universidade de Fortaleza (UNIFOR)

A Deus.

Aos meus pais, Júlio Aguiar Vale (*in
memorian*) e Teresa Martins Vale.

À minha esposa, Maria Eliene de Oliveira Vale
e filhos, Tiago de Oliveira Vale, Joseane de
Oliveira Vale e Lucas de Oliveira Vale

AGRADECIMENTOS

Ao Laboratório de Entomologia Médica da Faculdade de Medicina da Universidade Federal do Ceará representado por seus professores responsáveis Luciano Pamplona e Carlos Henrique e por seus técnicos Ana Cláudia Ferreira Regazzi, José Hugo Inácio de Lima, Vera Sílvia Soldon Braga e Belta Maria de Lima Inácio, por terem aberto as portas para a realização deste trabalho.

Ao Prof. Dr. Ivo Castelo Branco Coelho, pela excelente orientação e paciência.

Aos professores participantes da banca examinadora Carlos Henrique Alencar, Jeová Kenny B. Colares e José Ajax Nogueira Queiroz pelo tempo, pelas valiosas colaborações e sugestões.

Ao Prof. Dr. Carlos Henrique Alencar pela análise estatística deste trabalho.

Ao amigo Glautemberg de Almeida Viana, companheiro de pesquisa no Laboratório de Entomologia Médica, pela ajuda em alguns experimentos.

Às professoras Maria Jania Teixeira e Kelma Maria Souza Bastos que me substituíram em algumas aulas, permitindo a finalização deste trabalho.

Aos colegas de turma do mestrado, pelas reflexões, críticas e sugestões recebidas.

À secretária do programa de Pós-Graduação em Patologia, Valéria Cordeiro de Oliveira.

Aos professores e colegas de trabalho do setor de Parasitologia pelo incentivo e por propiciar condições para a realização deste trabalho.

À minha filha, Joseane de Oliveira Vale Paiva e ao meu genro, Tales Paiva Nogueira, pela valorosa contribuição na formatação deste trabalho.

“Se o mosquito da dengue pode matar, então ele não pode nascer.” (BRASIL, 2015)

RESUMO

O controle vetorial do *Aedes aegypti* no Brasil tem sido um desafio nas últimas décadas e atualmente passou a ter mais importância, pois além do dengue, outros arbovirus, como zika e chikungunya, passaram a ser transmitidos por este vetor, causando grandes problemas médicos, sociais e econômicos. Como cerca de 80% dos criadouros com ovos do vetor se localizam no domicílio e peridomicílio, é importante dispor de métodos que atuem nestes focos, envolvendo ações conjuntas entre população e órgãos governamentais. Estratégias têm sido utilizadas para combater o vetor na sua fase larvária e adulta, mas pouco existe de eficaz e aplicável para combater o estágio de ovo do vetor, que permanece viável na natureza por mais de um ano, sendo um fator para disseminação do *Ae.aegypti*. Formas de combate ao vetor, como aplicar fogo ou queimar criadouros, ou impedir que sejam cobertos de água ou esmagar ovos têm mostrado pouca praticidade e dificuldade para serem executados. Foi utilizado um eletrodoméstico que emite vapor e calor (vaporizador *Professional Clean Shark*, modelo S3901BZ11 no modo de *dust* e *scrub*) e um secador comum de cabelo em alta potência, aplicando calor seco em ovos da cepa Rockfeller de *Ae. aegypti*. Em todos os experimentos, observamos que tanto a borrifação com os dois modos de vapor (*scrub* e *dust*) quanto a aplicação de calor seco foram capazes de inibir a eclosão de ovos em graus variáveis quando comparados com o grupo controle com significância estatística. O *dust*, onde o vapor era menos intenso, foi capaz de inibir a eclosão de 94,59% dos 1901 ovos tratados e apresentou risco relativo (RR) de 5,9 (IC95% 5,12 – 6,80). Já o *scrub*, onde o vapor era mais intenso, inibiu a eclosão de 58,91% dos 1509 ovos tratados e apresentou RR de 3,7 (IC95% 3,17 – 4,26) e, por fim, o secador conseguiu inibir a eclosão de 57,97% dos 728 ovos tratados e evidenciou RR de 3,6 (IC95% 3,10 – 4,26). Portanto, foi proposto o combate ao mosquito na fase de ovo em seu local de postura, sem uso de inseticidas, sem poluentes ambientais, podendo ser adotado por todos. A aplicação destes métodos diretamente nos ovos em focos domésticos e peridomiciliares ou em objetos que possam albergar e transportar ovos do vetor, utilizando aparelhos já existentes no mercado e de fácil manejo, sem a utilização de inseticidas ou poluentes ambientais, pode impedir o ciclo de transmissão das arboviroses, eliminando a viabilidade da maioria dos focos do vetor.

Palavras-chave: *Aedes aegypti*. Controle vetorial. Arbovírus.

ABSTRACT

Control of *Aedes aegypti* in the egg stage.

The vector control of *Aedes aegypti* in Brazil has been a challenge in recent decades, and nowadays it has become more critical, since, in addition to dengue, other arboviruses, such as zika and chikungunya, are now transmitted by this vector, causing great medical, social, and economic impacts. As about 80% of the egg breeding sites are located in houses and peridomicile regions, it is important to have methods that work in these foci, involving joint actions between population and government agencies. Different strategies have been used to combat the vector in its larval and adult stages, but little effective exist to combat its egg stage, which remains viable in nature for more than a year, being a factor for the dissemination of *Ae. aegypti*. Strategies of combating the vector, such as applying fire, burning breeding grounds, preventing them from being covered with water or crushing the eggs have shown little practicality and difficulty in executing them. A steam and heat emitting household appliance (*Professional Clean Shark vaporizer*, model S3901BZ11 in *dust* and *scrub* mode) and a conventional hair dryer (at high-power mode) were used to apply dry heat on eggs of the Rockefeller strain of *Ae. aegypti*. In all experiments, we observed that both sprayings using the two steam modes (*scrub* and *dust*) and the application of dry heat were able to inhibit egg hatching in varying degrees when compared to the control group with statistical significance. The *dust* mode, where the vapor was less intense, was able to inhibit the hatching of 94.59% of the 1901 treated eggs and presented a relative risk (RR) of 5.9 (95% CI: 5.12 - 6.80). The *scrub* mode, where the steam was more intense, inhibited the hatching of 58.91% of the 1509 treated eggs and presented a RR of 3.7 (95% CI 3.17 - 4.26) and, finally, the hair dryer was able to inhibit the hatching of 57.97% of the 728 treated eggs showed RR of 3.6 (95% CI 3.10 - 4.26). Therefore, it was proposed to combat the mosquito in the egg stage in its place of posture, without the use of insecticides, without environmental pollutants, and could be adopted by all. The application of these methods directly to eggs in domestic and peridomicile foci or in objects that can house and transport eggs from the vector using devices already on the market and easy to handle, without the use of insecticides or environmental pollutants, can impede the transmission cycle of arboviruses, eliminating the viability of most of the vector foci.

Keywords: 1. *Aedes aegypti* 2. Vector control. 3. Arboviruses

LISTA DE FIGURAS

Figura 1 – <i>Aedes aegypti</i> – inseto adulto	17
Figura 2 – <i>Aedes albopictus</i> – inseto adulto	17
Figura 3 – Ciclo de vida do <i>Aedes aegypti</i>	18
Figura 4 - Vaporizador Professional Clean Shark, modelo S3901BZ	30
Figura 5 - Secador portátil Revlon modelo RV-456	30
Figura 6 - Palheta para a postura de ovos	30
Figura 7 - Gaiola de colônia do <i>Ae. aegypti</i> (Rockfeller)	30
Figura 8 - Palheta para a postura de ovos em um recipiente com água dentro da gaiola	30
Figura 9 - Contagem de ovos utilizando um microscópio estereoscópico	31
Figura 10 - Visualização dos ovos sob o microscópio estereoscópico. Aumento 30 X	31
Figura 11 - Aplicação de vapor na palheta fixada em um suporte	31
Figura 12 – Cronometrista	31
Figura 13 - Larvas em diferentes estádios de desenvolvimento	32

LISTA DE GRÁFICOS

Gráfico 1 - Número de casos de dengue suspeitos ou confirmados por laboratório notificados à OMS, 1990–2016.....	21
Gráfico 2 - Incidência de dengue nas Américas, sudeste asiático e oeste do pacífico no período de 1990 a 2016.....	22
Gráfico 3 - Distribuição dos casos confirmados de chikungunya, zika, microcefalia e dengue com introdução dos respectivos sorotipos. Ceará, 1986 a 2018*	22
Gráfico 4 - Percentual de ovos não eclodidos nos anos de 2017 e 2018	33

LISTA DE TABELAS

Tabela 1 — Número de ovos utilizados nos 17 experimentos com o percentual de eclosões e não eclosões.....	33
Tabela 2 - Percentuais de ovos não eclodidos após a aplicação de vapor nos modos <i>dust</i> e <i>scrub</i> e calor seco em relação ao grupo controle (Qui-quadrado, $p < 0,05$).....	34
Tabela 3 - Percentuais de ovos não eclodidos em todos os experimentos usando <i>dust</i> como referência	35
Tabela 4 - Percentuais de ovos não eclodidos durante o experimento completo – <i>scrub</i> como referência	35

LISTA DE ABREVIATURAS E SIGLAS

<i>Ae</i>	<i>Aedes</i>
ACE	Agente de Controle de Endemias
ACS	Agente Comunitário de Saúde
Bti	<i>Bacillus thuringiensis israelenses</i>
CHIKV	Chikungunya vírus
DENV	Dengue vírus
IC	Intervalo de confiança
LE	Laboratório de Entomologia
LIRAA	Levantamento Rápido do Índice de Infestação por <i>Ae. aegypti</i>
mm	Milímetro
PEAA	Plano de Erradicação do <i>Ae. aegypti</i>
PIACD	Plano de Intensificação das Ações de Controle da Dengue
PNCD	Plano Nacional de Controle da Dengue
PPM	Partes por milhão
RR	Risco relativo
UBV	Ultra Baixo Volume
ZIKV	Zica vírus

LISTA DE SÍMBOLOS

- % Porcentagem
- °C Graus centígrados

SUMÁRIO

1	INTRODUÇÃO	16
1.1	Arboviroses.....	16
1.2	Vetores	16
1.3	Ciclo de vida dos mosquitos do gênero <i>Aedes</i>.....	18
1.4	Programas de controle do <i>Ae. aegypti</i> no Brasil	23
1.5	Estratégias de controle	23
2	JUSTIFICATIVA	27
3	OBJETIVOS	28
3.1	OBJETIVO GERAL	28
3.2	OBJETIVOS ESPECÍFICOS	28
4	MATERIAIS E MÉTODOS	29
4.1	Cepa de <i>Aedes</i> utilizada	29
4.2	Aparelhos Utilizados.....	29
4.3	Procedimento experimental	30
4.4	Análise estatística	32
5	RESULTADOS	33
6	DISCUSSÃO	36
7	CONCLUSÃO	39
8	RECOMENDAÇÕES.....	40
	REFERÊNCIAS	41
	APÊNDICE A – LISTA DE EXPERIMENTOS REALIZADOS.....	44
	APÊNDICE B – ANÁLISE POR KRUSKAL WALLIS DOS EXPERIMENTOS REALIZADOS INDIVIDUALMENTE	47
	ANEXO A – MANUAL DO VAPORIZADOR <i>Professional Clean Shark</i>, modelo S3901BZ	50

1 INTRODUÇÃO

1.1 Arboviroses

Arboviroses são enfermidades infecciosas causadas por vírus (arbovírus) que se multiplicam nos tecidos de artrópodes hematófagos, sendo transmitidos, através da picada, para vertebrados suscetíveis, nestes produzindo viremia capaz de infectar um novo hospedeiro invertebrado (CONSOLI e OLIVEIRA, 1994). A grande maioria dos arbovírus pertence a uma das cinco famílias: Togaviridae; Flaviviridae, Bunyaviridae, Reoviridae e Rhabdoviridae. A transmissão biológica dos arbovírus é caracterizada pela multiplicação do vírus no artrópode, um processo que leva vários dias (geralmente 12 dias para febre amarela, por exemplo). O período que vai da ingestão de sangue infectado do hospedeiro vertebrado até a replicação do vírus e sua disseminação para as glândulas salivares do vetor é denominado de período de incubação extrínseco. Quando o artrópode infectado faz novo repasto sanguíneo em um hospedeiro vertebrado, inocula o vírus, que causa viremia neste hospedeiro. Esta parte do ciclo leva de dois dias a pouco mais de uma semana e é denominado de período de incubação intrínseco.

A transmissão biológica se diferencia da transmissão mecânica, na qual o vírus contamina as partes bucais do artrópode e pode ser transmitido de forma imediata a um novo hospedeiro vertebrado. Um conjunto de arbovírus, incluindo membros das famílias Bunyaviridae, Flaviviridae e Togaviridae, é transmitido verticalmente entre vetores através dos ovos dos artrópodes. Nestes casos de transmissão transovariana, o artrópode, sozinho, pode ser o reservatório do vírus e pode mantê-lo na ausência de um animal vertebrado.

1.2 Vetores

Aedes (Stegomyia) aegypti Linnaeus, 1762 (*Ae. Aegypti*) é um inseto pertencente à ordem Díptera e família Culicidae. A espécie foi nomeada primeiramente como *Culex aegypti* por Hasselquist (1757 apud ROSSETTI, 2016), em seu tratado “Iter Palaestinum”, só passando a ser denominado como *Ae. aegyptia* partir de 1920. *Ae. aegypti* é o principal responsável pela transmissão de vários arbovírus no Brasil, como DENV (vírus da dengue), CHIKV (vírus da febre chikungunya) e ZIKV (vírus da febre zica) e *Aedes albopictus* (*Ae. albopictus*) é considerado um vetor em potencial (CHOUIN-CARNEIRO; SANTOS, 2017; BRASIL, 2014). Ambas as espécies se beneficiaram do desenvolvimento do comércio mundial para se disseminarem de suas regiões nativas para os trópicos: *Ae. aegypti* da África e *Ae. albopictus* do sudeste asiático.

O *Ae. aegypti* mais provavelmente se originou na África. Desde então, os mosquitos se disseminaram globalmente e se adaptaram facilmente em áreas tropicais e subtropicais e em algumas regiões temperadas. Sua distribuição está associada a áreas urbanas, especificamente domicílios, alimentando-se preferencialmente de sangue humano. O *Ae. albopictus* originou-se na Ásia e é considerado uma das mais importantes espécies selvagens invasivas. Sua colonização em regiões temperadas tais como América do Norte e Europa bem como regiões tropicais e subtropicais como América do Sul e África foi facilitada pela forte plasticidade biológica e comportamental. Atualmente, as duas espécies estão na maioria das cidades asiáticas e em grande parte das Américas.

Adultos de *Ae. aegypti* são relativamente pequenos e variam de 4 a 7 mm de tamanho e podem ser confundidos com *Ae. albopictus*. Porém, escamas brancas em forma de lira na superfície dorsal do tórax é uma característica marcante. Também há a presença de listras brancas em cada segmento tarsal das pernas traseiras. Seus abdomens são geralmente marrom-escuros e também podem apresentar escamas brancas. As fêmeas são maiores que os machos e são distinguidas por pequenos palpos com escamas brancas ou prateadas em suas extremidades. As fêmeas também se diferem dos machos por possuírem pelos curtos e esparsos nas antenas, enquanto os machos possuem antenas plumosas (CHOUIN-CARNEIRO; SANTOS, 2017).

Figura 1 – *Aedes aegypti* – adulto.



Fonte: https://www.cdc.gov/dotw/dengue/images/mosquito_928px.jpg

Figura 2 – *Aedes albopictus* – adulto.

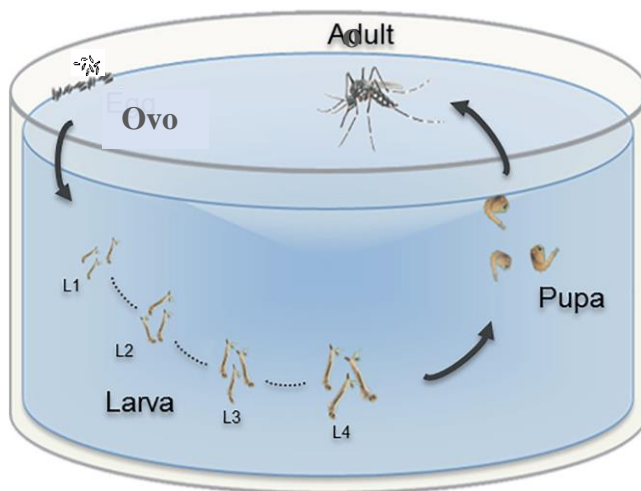


Fonte: https://www.cdc.gov/dengue/images/albopictus_1.jpg

1.3 Ciclo de vida dos mosquitos do gênero *Aedes*

Mosquitos são holometábolos, ou seja, apresentam quatro estágios durante o ciclo: ovo, larva (L1, L2, L3 e L4), pupa e o inseto adulto. Tanto os machos como as fêmeas se alimentam do néctar, mas as fêmeas necessitam fazer repasto sanguíneo em animais vertebrados para maturar seus ovos. Geralmente, 3 a 4 dias após este repasto, produzem uma média de 100 a 200 ovos por ciclo gonotrófico, que corresponde ao desenvolvimento de um ciclo de desenvolvimento ovariano (CHOUIN-CARNEIRO; SANTOS, 2017).

Figura3- Ciclo de vida do *Aedes aegypti*



Fonte: Modificado de (CHOUIN-CARNEIRO; SANTOS, 2017)

A Figura 1 mostra de forma simplificada o ciclo do *Ae. aegypti* desde o momento em que os ovos postos na superfície de um recipiente são cobertos pela água, eclodem, passam por quatro estádios larvares, evolução para pupas e emersão dos adultos. O tempo total do ciclo pode durar, em média, entre 7 e 10 dias. Ambas as espécies fazem a oviposição fora da água, em superfícies úmidas de recipientes que podem conter água de forma permanente ou transitória. Os ovos postos se apresentam brancos, mas em alguns minutos se tornam pretos e brilhantes. A embriogênese se completa em 2 a 3 dias após a postura, mas pode variar dependendo da temperatura ambiente. Em climas frios e temperados, o desenvolvimento do embrião pode durar até uma semana. Os ovos podem sobreviver por longos períodos em um ambiente seco (diapausa), frequentemente, por mais de um ano (CONSOLI; OLIVEIRA, 1994). A proporção de ovos eclodidos do mesmo ciclo gonotrófico varia de acordo com a temperatura ambiente, umidade relativa e o tempo de exposição à dessecação. A resistência à

dessecação permite que estes ovos sejam transportados por longas distâncias, permitindo a dispersão do vetor.

Quando em contato com a água, o processo de eclosão dos ovos se inicia rapidamente, em até 30 minutos, começando o desenvolvimento larvário. A fase larval é o período de alimentação e crescimento neste estágio do vetor. Elas se alimentam de material particulado suspenso (detritos, bactérias, algas e outros micro-organismos) por filtração da água com as partes bucais modificadas referidas como “escovas bucais”. Sofrem três ecdises, crescendo do primeiro ao quarto estágio, dependendo da disponibilidade de alimento e temperatura da água. Quando a larva acumula bastante energia e tamanho no quarto instar, começa a transformação para pupa. Em condições ótimas, o período entre a eclosão do ovo e a formação da pupa não excede cinco dias, ou, em condições mais adversas, tais como baixas temperaturas, insuficiência de nutrientes e altas densidades de larvas, o período pode se estender por algumas semanas. A pupa é o último estágio imaturo. São móveis, não se alimentam e passam quase todo o tempo respirando próximo à superfície da água. Este estágio dura de 2 a 3 dias, dependendo principalmente da temperatura e evoluem para o estágio de inseto adulto. Ao contrário do estágio larvário, que é influenciado por algumas condições ambientais, a taxa de mortalidade das pupas é praticamente nula. Assim, é sugerido que o número de pupas encontradas nos criadouros corresponda exatamente ao número de adultos que emergirão e ocuparão as casas. Os machos, geralmente, pupam mais cedo e conseqüentemente, eles são os primeiros a aparecerem nos criadouros.

O adulto emerge pelo cefalotórax da pupa, através de uma fenda em “T”. O alado permanece em repouso por alguns minutos sobre a exúvia (que faz papel de boia) para o enrijecimento da quitina do exoesqueleto e dos músculos. Os machos emergem 24 horas antes que as fêmeas e as aguardam para o acasalamento no próprio criadouro, já nas primeiras horas de vida das mesmas (NEVES, 2016).

Ae. aegypti e *Ae. albopictus* são espécies simpátricas que tendem a se reproduzir em locais semelhantes, principalmente em recipientes artificiais. Foi documentada competição interespecífica entre estas espécies, embora no Brasil ainda sejam poucas as indicações de dominância interespecífica, já que estas espécies ocupam de forma diferenciada os ambientes rural e urbano (FANTINATTI et al., 2007). Ambas preferem locais de reprodução que tenham água parada, limpa e não poluída. Os recipientes com fundos escuros e mantidos em locais sombreados são pontos críticos. *Ae. aegypti* é altamente endofílico e antropofílico, portanto frequentemente encontrado em ambientes urbanos e suburbanos com altas concentrações de humanos e casas (CHOUIN-CARNEIRO; SANTOS, 2017).

Ae. albopictus, por outro lado, habita às margens de florestas e se reproduz em ambientes naturais (buracos em árvores, tocos de bambus e bromélias) e inicialmente era considerado um vetor rural. Porém, também se adaptou bem aos ambientes urbanos se reproduzindo em recipientes artificiais. Em algumas oportunidades, tornou-se o mais importante e algumas vezes o único vetor em áreas urbanas. Devido à sua considerável valência ecológica, facilidade de adaptação a ambientes rurais, urbanos e periurbanos, é presumível que possa servir como uma ponte entre os ciclos silvestre e urbano (CHOUIN-CARNEIRO; SANTOS, 2017).

Ambas as espécies mostraram variação sazonal em suas densidades larvárias. A pluviosidade e a temperatura ambiente influenciam diretamente na densidade populacional de insetos adultos. Em geral, as densidades larvárias são maiores nas estações chuvosas. No entanto, em clima tropical, sua proliferação é contínua, embora em períodos de baixas precipitações e baixas temperaturas, a densidade populacional tende a diminuir de forma significativa. Temperaturas acima de 20°C em áreas temperadas ou 22°C a 24°C em áreas tropicais na América do Sul estão fortemente associadas com o aumento da densidade de *Ae. aegypti* e, conseqüentemente, com o risco de transmissão de arboviroses.

Dengue é, hoje, a arbovirose mais importante do mundo e coloca uma carga socioeconômica como uma doença significativa em muitas regiões tropicais e subtropicais, já que mais de 50% da população mundial vive em áreas de risco e aproximadamente 50% vivem em países endêmicos para dengue (MURRAY et al., 2013). Cerca de 2,5 bilhões de pessoas encontram-se sob o risco de se infectarem, particularmente em países tropicais onde a temperatura e a umidade favorecem a proliferação do mosquito vetor. Entre as doenças reemergentes, a dengue é a que se constitui em problema mais grave de saúde pública (TAUIL, 2002) e com a perpetuação da presença do *Ae. aegypti* nas cidades, outras arboviroses passaram a ser também transmitidas, como a zika e a chikungunya. Estes mosquitos têm maior atividade durante o dia, alta capacidade vetorial para os quatro sorotipos de denguevírus (DENV) chikungunyavírus (CHIKV) e zicavírus (ZIKV), e possuem um alto grau de antropofilia, além de estarem bem adaptados à vida urbana. *Ae. aegypti* faz seus criadouros no domicílio em caixas d'água descobertas, em depósitos para acumular água, em pneus e nos mais variados recipientes encontrados no ambiente domiciliar ou em recipientes artificiais descartados de forma negligenciada, seja no quintal ou nas adjacências e que podem acumular água. Devido a esta localização de desenvolvimento e à capacidade limitada de voo, as fêmeas de *Ae. aegypti* tendem a ficar em ambiente domiciliar (MURRAY et al., 2013). No Brasil, o mosquito *Ae. aegypti* havia sido erradicado na década de 1950, quando, sob o

comando de Osvaldo Cruz, o Brasil recebeu em 1958 o certificado de erradicação deste vetor pela Organização Mundial da Saúde (OMS). Entretanto, nas décadas de 1960 e 1970, ele voltou, vindo dos países vizinhos que não conseguiram promover a sua total erradicação. Foi erradicado novamente em 1973, e, apenas três anos depois, ele reapareceu e encontra-se distribuído por todos os Estados e o Distrito Federal.

Existem quatro sorotipos de vírus da dengue, todos pertencentes à família *Flaviviridae* e ao gênero *Flavivirus*. Os sorotipos são denominados DENV-1, DENV-2, DENV-3 e DENV-4 (GUZMAN; HARRIS, 2015) e a infecção por qualquer um dos sorotipos induz uma imunidade específica para aquele sorotipo por toda a vida (MURRAY et al., 2013), o que torna possível uma pessoa contrair dengue por quatro vezes na vida, já que em algumas regiões do mundo, como no Brasil, os quatro sorotipos já circularam em nosso meio, seja de forma isolada ou concomitante, resultando em várias epidemias nas últimas décadas.

A dengue é endêmica em mais de 100 países no sudeste asiático, nas Américas, no oeste pacífico, Gráfico 1. A sua incidência aumentou 30 vezes nos últimos 50 anos. Estimativas de 2013 citam que 390 milhões de pessoas têm infecção pelo vírus da dengue com 96 milhões de casos anuais em todo o mundo, mais de três vezes a estimativa da OMS em 2012 (GUZMAN; HARRIS, 2015). Porém, a verdadeira carga de doença não é bem conhecida, especialmente na Índia, Indonésia, Brasil, China e África. Estudos de coorte em Nicarágua e Tailândia indicam uma incidência de infecção por vírus da dengue de 6% a 29% por ano. Outros estudos calculam que ocorrem de 2 a 28 vezes mais casos de dengue do que são relatados por sistemas de vigilância nacionais (GUZMAN; HARRIS, 2015). Os dados mostrados nos Gráficos 1 e 2 são procedentes de três escritórios regionais da OMS: PAHO (Pan American Health Organization), SEARO (Regional Office for South East Asia) e WPRO (Regional Office for the Western Pacific).

Gráfico 1– Número de casos de dengue suspeitos ou confirmados por laboratório nas Américas (PAHO), sudeste asiático (SEARO) e oeste do Pacífico (WPRO) no período de 1990–2016.

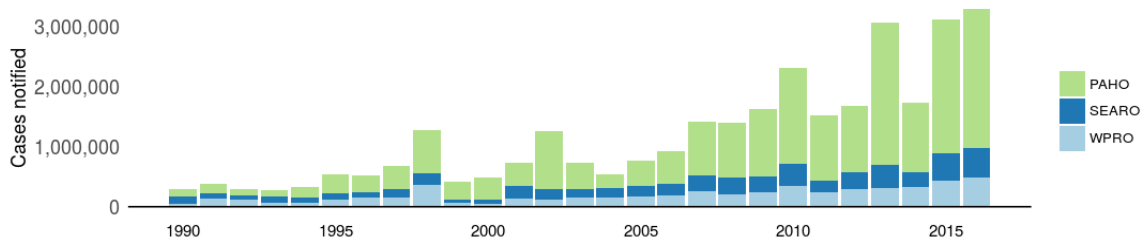
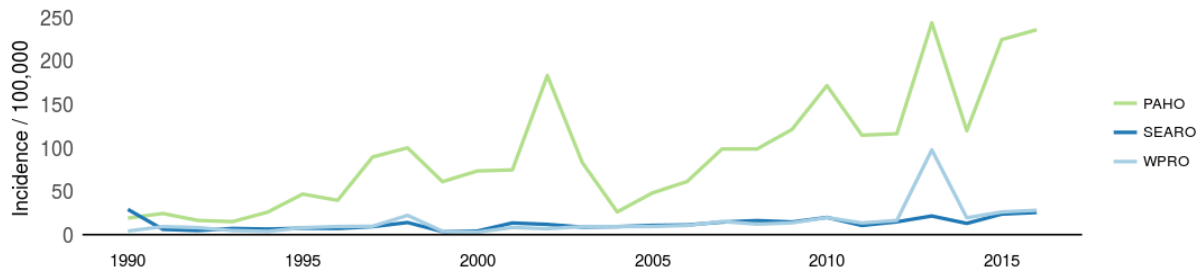


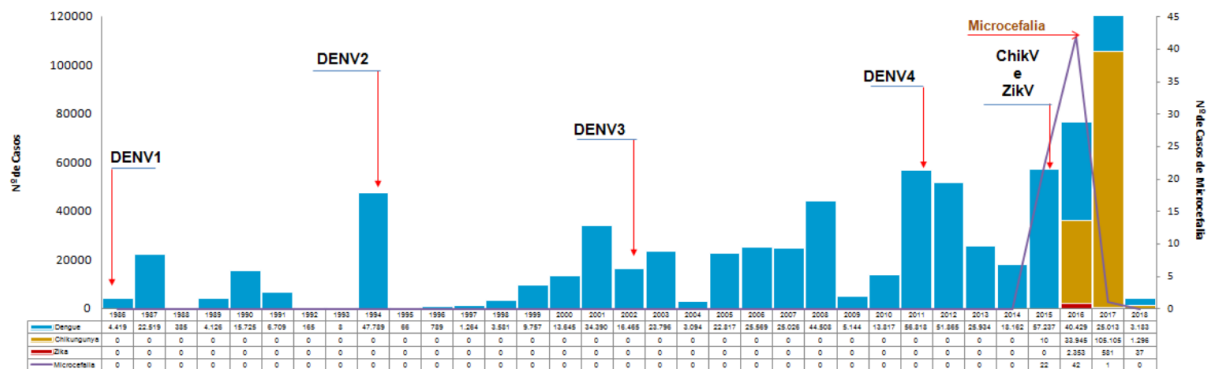
Gráfico 2 – Incidência de dengue nas Américas (PAHO), sudeste asiático (SEARO) e oeste do Pacífico (WPRO) no período de 1990 a 2016.



Fonte: OMS, 2016

As arboviroses são problemas em nosso Estado desde 1986, cursando com surtos epidêmicos de forma cíclica, ou quando temos a circulação de um novo sorotipo de dengue vírus ou um novo vírus, como se observou a partir de 2015, com a entrada dos vírus zika e chikungunya (Gráfico3).

Gráfico 3– Distribuição dos casos confirmados de chikungunya, zika, microcefalia e dengue com introdução dos respectivos sorotipos. Ceará, 1986 a 2018*



Fonte: SESA/COVIG/NUVEP/Sinan. *Dados exportados em 12/11/2018, sujeitos a alterações.

1.4 Programas de controle do *Ae. aegypti* no Brasil

O controle do *Aedes* tem sido um desafio para os países em desenvolvimento, pois, mesmo quando os recursos destinados para programas de controle são considerados satisfatórios, o êxito não tem sido obtido. Alguns fatores que têm contribuído para este insucesso estão relacionados a problemas de infraestrutura das cidades, como baixas coberturas na coleta de lixo e intermitência no abastecimento de água (ZARA et al., 2016).

Em 1996, o Ministério da Saúde do Brasil implementou o Plano de Erradicação do *Ae. aegypti* (PEAa), que preconizava a atuação multissetorial com a participação das três esferas de governo e tinha como objetivo principal a redução dos casos de dengue hemorrágica. Infelizmente, estas ações não aconteceram a contento e o resultado foi o avanço no número de casos e aumento na infestação por *Ae. aegypti* (BRAGA; VALLE, 2007; BRASIL, 2009).

Em 2001, o governo desistiu da ideia de erradicar o mosquito e passou a considerar o controle do vetor, dando início ao Plano de Intensificação das Ações de Controle da Dengue (PIACD), que priorizou ações em municípios com maior transmissão de dengue.

Em 2002, o Plano Nacional de Controle da Dengue (PNCD) foi elaborado devido ao aumento do risco de epidemias, à ocorrência de casos graves de dengue e à reintrodução e rapidez na disseminação do sorotipo 3 no país (BRAGA; VALLE, 2007; BRASIL, 2009; FIGUEIRÓ et al., 2010). As ações passaram a ser executadas pelas secretarias municipais de saúde com o apoio dos estados e o Ministério da Saúde e eram focadas em dez componentes principais: vigilância epidemiológica, combate ao vetor, assistência aos pacientes, integração com atenção básica, ações de saneamento ambiental, ações integradas de educação em saúde, comunicação e mobilização social, capacitação de recursos humanos, legislação, sustentação político-social e acompanhamento e avaliação do PNCD (BRAGA; VALLE, 2007; FIGUEIRÓ et al., 2010; BRASIL, 2002). Assim, o Programa deixou de ser exclusivamente direcionado ao combate do vetor e sugeriu adequações condizentes com as especificidades locais, inclusive com a possibilidade de elaboração de planos sub-regionais (BRASIL, 2002).

A prevenção e o controle mais efetivo das arboviroses dependem atualmente de métodos de controle vetorial os mais diversos, desde ambiental, biológico e químico (MURRAY et al., 2013).

1.5 Estratégias de controle

O controle mecânico consiste na adoção de práticas capazes de eliminar o vetor e os

criadouros ou reduzir o contato do mosquito com o homem, utilizando medidas que envolvam sua proteção, além da destruição ou a destinação adequada de criadouros, drenagem de reservatórios e instalação de telas em portas e janelas (BRASIL, 2009; WHO, 1996; BRAGA; VALLE, 2007b).

O controle biológico larvário se baseia na utilização de predadores ou patógenos com potencial para reduzir a população vetorial. Cavalcanti et al. (2007) utilizaram cinco espécies de peixes machos e fêmeas, para determinar a capacidade larvófaga. As espécies *Trichogaster trichopteros* e *Astyanax fasciatus* de ambos os sexos, as fêmeas de *Betta splendens* e de *Poecillia sphenops* foram os peixes que apresentaram maior competência predatória. Embora com competência menor, os machos de *Poecillia sphenops* e fêmeas de *Poecillia reticulata* também foram capazes de eliminar o número de larvas de *Aedes aegypti*, em condições naturais. Machos de *Poecillia reticulata* não foram predadores eficazes.

Também podem ser utilizadas toxinas liberadas por patógenos como bactérias, fungos e parasitas (BRASIL, 2009; WHO, 1996; BRAGA; VALLE, 2007b). Um exemplo é a utilização do *Bacillus thuringiensis israelensis* (Bti), um potente larvicida produtor de endotoxinas proteicas, que, quando ingerido pelas larvas, estas acabam morrendo (RITCHIE et al., 2010). Entretanto, apesar do Bti ser eficaz na redução do número de formas imaturas de *Aedes* nos recipientes tratados em curto prazo, não há evidências de que esse método isolado possa impactar na redução da morbidade da dengue em longo prazo (BRAGA; VALLE, 2007b; RITCHIE et al., 2010)

Outra alternativa é o controle utilizando produtos químicos, que podem ser os de ação neurotóxica, os análogos de hormônio juvenil e inibidores de síntese de quitina, (WHO, 1996; BRAGA; VALLE, 2007b) com o objetivo de matar larvas e insetos adultos. Recomenda-se o uso racional e seguro destas substâncias, diminuindo, assim, o impacto negativo para o meio ambiente e para a população. Estas ações devem ser complementares às ações de vigilância e manejo ambiental devido à possibilidade de seleção de vetores resistentes aos produtos (WHO, 1996; BRAGA; VALLE, 2007b).

Inseticidas podem ser usados com o propósito de controle de populações de mosquitos adultos (adulticidas) com alvo na região perifocal por aspersão aeroespacial de inseticidas em ultrabaixo volume (UBV) nas paredes externas dos criadouros situados em pontos estratégicos, usando um aspersor manual feito com equipamento portátil costal ou acoplado a veículos, e está indicado para localidades recém-infestadas como medida complementar ao tratamento focal (BRASIL, 2009; WHO, 1996; BRASIL, 2001). Esta estratégia só deve ser usada para bloqueio de transmissão e controle de surtos ou epidemias, pois os inseticidas não

têm seletividade e seu uso indiscriminado para combate de outros insetos não é recomendado (BRASIL, 2009; WHO, 1996).

O tratamento focal visa o controle de larvas presentes nos depósitos que não podem ser eliminados mecanicamente, aplicando-se um produto larvicida (químico ou biológico) (BRASIL, 2009; WHO, 1996; BRASIL, 2001).

Em períodos de epidemia de arboviroses, a pulverização residual de casas e a nebulização de ruas e áreas adjacentes com inseticidas piretroides são realizadas na tentativa de reduzir as populações de vetores, muitas vezes com sucesso limitado (MARINA et al., 2018).

O uso indiscriminado de inseticidas induz o aparecimento de resistência em amostras de populações de *Ae. aegypti*, por isso o PNCD vem, ao longo dos anos, promovendo a sua substituição. Os organoclorados foram os primeiros a serem utilizados, mas, devido ao impacto ambiental, foram substituídos pelos organofosforados (malation, fenitrothion e temefós) que, por sua vez, foram substituídos pelos piretroides (cipermetrina e deltametrina) por sua alta eficiência contra mosquitos adultos, sendo necessárias menores quantidades de produto ativo, embora apresente a desvantagem do seu alto custo (BRASIL, 2009; BRAGA; VALLE, 2007b; BRASIL, 2001; GUZMAN et al., 2010). É importante monitorar a susceptibilidade dos mosquitos aos inseticidas usados em diferentes áreas do país para ampliar o conhecimento sobre os mecanismos de resistência e para o controle dos níveis de infestação vetorial em âmbito local (LAMBRECHTS et al., 2011).

No Brasil, dois tipos de profissionais atuam em algumas estratégias de controle, os agentes comunitários de saúde (ACS) e os agentes de controle de endemias (ACE), eles atuam, principalmente, no controle mecânico e químico do vetor, detectando, destruindo ou destinando adequadamente reservatórios naturais ou artificiais de água que possam servir de depósito para os ovos do *Aedes*. O Ministério da Saúde também preconiza a promoção de ações educativas durante a visita domiciliar pelos ACSs e ACEs, com o objetivo de garantir a sustentabilidade da eliminação dos criadouros pelos moradores dos imóveis, na tentativa de romper a cadeia de transmissão das doenças (BRASIL, 2009).

O LIRAa (Levantamento Rápido do Índice de Infestação por *Ae. aegypti*), desenvolvido em 2002 para atender à necessidade dos gestores e profissionais que operacionalizam o programa de controle de dengue de dispor de informações entomológicas em um ponto no tempo (antes do início do verão), antecedendo o período de maior transmissão, com vistas ao fortalecimento das ações de combate vetorial nas áreas de maior risco, identifica os criadouros predominantes e a situação de infestação do município, além de

permitir o direcionamento das ações de controle para as áreas mais críticas. O município é dividido em grupos de 9 mil a 12 mil imóveis com características semelhantes. Em cada grupo, também chamado estrato, são pesquisados 450 imóveis. Os estratos com índices de infestação predial: inferiores a 1% estão em condições satisfatórias; de 1% a 3,9% estão em situação de alerta e superior a 4% há risco de surto de dengue.

O estrato I consiste dos municípios infestados pelo *Ae. aegypti* e/ou *Ae. albopictus* com disseminação e manutenção do vetor nos municípios e o estrato II compreende os municípios não infestados, aqueles em que não foi detectada a presença disseminada do vetor nos domicílios ou, nos municípios anteriormente infestados, que permanecerem 12 meses consecutivos sem a presença do vetor, de acordo com os resultados do levantamento de índice bimestral ou do monitoramento por intermédio de armadilha, conforme normas técnicas. Entre as atividades preconizadas para o estrato I, seja em períodos epidêmicos ou não, estão a pesquisa larvária amostral, bimestral ou quatro levantamentos rápidos de índices entomológicos (LIRAA) ao ano e visita domiciliar bimestral em 100% dos imóveis (BRASIL, 2009).

2. JUSTIFICATIVA

É conhecido que 80% dos focos de *Ae. aegypti* estão no domicílio ou peridomicílio e isto dificulta a ação dos órgãos governamentais de controle, uma vez que não existe disponibilidade de pessoal e de recursos para controlar o vetor. As medidas usadas no combate à fase de ovo seriam: não permitir que o ovo seja encoberto por água, queimá-los ou destruí-los mecanicamente. Pela carência de formas eficientes no combate desta fase do vetor, faz-se necessário um modo fácil, de baixo custo, não prejudicial às pessoas ou meio ambiente e aplicável pela população.

3. OBJETIVOS

3.1 OBJETIVO GERAL

Avaliar a capacidade do vapor de água corrente sob pressão e do calor seco em inibir a eclosão de ovos de *Ae. aegypti* (cepa Rockefeller).

3.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS

Desenvolver uma forma eficaz e viável de combater o *Ae. aegypti* na fase de ovo, usando um método físico não poluente, que possa ser aplicado nos reservatórios sem destruí-los e de fácil utilização pela população.

Avaliar a influência de diferentes intensidades de vapor de água corrente sob pressão (modos *scrub* e *dust*) na inibição da eclosão de ovos de *Ae. aegypti*, usando um vaporizador disponível no mercado.

Avaliar a influência do calor seco em alta potência (secador de cabelo 1200W) na inibição da eclosão de ovos de *Ae. aegypti*.

4. MATERIAIS E MÉTODOS

4.1 Cepa de *Aedes aegypti* utilizada

Foi utilizada a cepa Rockfeller, amplamente utilizada por laboratórios de todo o mundo como referência para fecundidade, vigor e suscetibilidade a inseticidas (HARTBERG e CRAIG, 1970), fornecidos gentilmente pelos Professores Luciano Pamplona e Carlos Henrique Alencar, responsáveis pelo Laboratório de Entomologia da Universidade Federal do Ceará, localizado no Departamento de Patologia e Medicina Legal da Faculdade de Medicina da Universidade Federal do Ceará, onde foi realizado todo o experimento.

4.2 Aparelhos utilizados

- Vaporizador

Foi utilizado o vaporizador *Professional Clean Shark*, modelo S3901BZ 11, 220V~60Hz, 1550W IPX4, fabricado pela *Xiaotian (Zhongshan) Industrial Co. Ltd.* Este aparelho possui três opções de vapor, sendo que nos experimentos não utilizamos a função *mop* intermediária:

- ❖ *dust*, o vapor é emitido menor quantidade e intensidade;
- ❖ *scrub*, o vapor é emitido em maior quantidade e intensidade de acordo com o manual do aparelho (Anexo A).

Nos experimentos, foram utilizados os modos *dust* e *scrub*, portanto o de menor e o de maior intensidade, respectivamente.

- Secador

Foi utilizado um secador de cabelo portátil *Revlon* modelo RV-456 tipo ED – 456E 115/230V ~ 60/50Hz 1200W no modo de máxima potência.

Figura 4- Vaporizador *Professional Clean Shark*, modelo S3901BZ (35 x 10 cm)



Fonte: O autor

Figura 5- Secador portátil *Revlon* modelo RV-456 (17 x 9 cm)

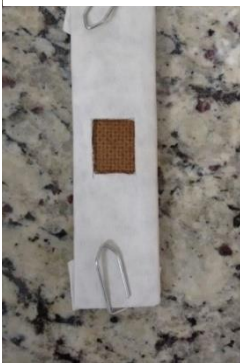


Fonte: O autor

4.3 Procedimento experimental

Dois dias após as fêmeas realizarem o repasto sanguíneo, conforme rotina do Laboratório de Entomologia (LE), eram colocadas quatro palhetas de Eucatex (3 x 12 cm) revestidas com papel de filtro, deixando uma área de 1 cm² sem revestimento para direcionar a postura dos ovos e assim facilitar a posterior contagem. As palhetas eram numeradas da seguinte forma: controle (1); *scrub* (2); *dust* (3) e secador (4) e eram colocadas em copos com água dentro da gaiola. O nível da água deveria chegar a 1 cm abaixo da área delimitada para a postura de ovos durante 24 horas.

Figura 6- Palheta para a postura de ovos



Fonte: O autor

Figura 7- Gaiola de colônia do *Ae. aegypti* (Rockfeller)



Fonte: O autor

Figura 8- Palheta para a postura de ovos em um recipiente com água dentro da gaiola



Fonte: O autor

Decorrido esse tempo, as palhetas eram retiradas e colocadas para secar por até 48 horas para proceder à contagem dos ovos, utilizando um microscópio estereoscópico.

Figura 9- Contagem de ovos utilizando um microscópio estereoscópico



Fonte: O autor

Figura 10- Visualização dos ovos sob o microscópio estereoscópico. Aumento 30 X



Fonte: O autor

As palhetas eram fixadas em um suporte e borrifadas utilizando o vaporizador *Professional Clean Shark* com diferentes intensidades de vapor. A palheta 2 era borrifada com vapor *scrub* e a palheta 3 com vapor *dust* por 30 segundos a uma distância aproximada de 10 centímetros. Na palheta 4, era aplicado calor seco com um secador portátil *Revlon* em potência máxima também pelo tempo de 30 segundos. A palheta 1 era destinada para o controle, não recebendo nenhum tratamento antes de ser colocada em um recipiente com água para verificação de eclosões.

Figura 11- Aplicação de vapor na palheta fixada em um suporte



Fonte: O autor

Figura 12- Cronometrista

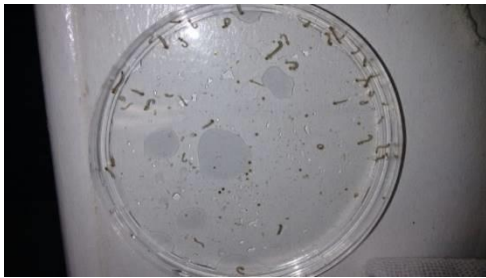


Fonte: O autor

Após a borrifação, as palhetas eram postas para a secagem por, no mínimo, 24 horas e uma nova contagem dos ovos era realizada para verificar um possível desprendimento de ovos.

Para verificação de eclosão dos ovos, as palhetas eram totalmente imersas em recipientes com água (um para cada palheta) e adicionada ração para peixes ornamentais. A contagem de larvas era realizada a partir do segundo estágio de desenvolvimento.

Figura 13- Larvas em diferentes estádios de desenvolvimento



Fonte: O autor

4.4 Análise estatística

A análise de dados dos experimentos individuais foi realizada utilizando o teste não paramétrico de Kruskal-Wallis (Apêndice B), admitindo-se significância quando $p < 0,05$. Para analisar os dados consolidados foi utilizado o Qui-quadrado de Pearson com $p < 0,05$. O software utilizado foi o Stata em sua 15^a versão.

5. RESULTADOS

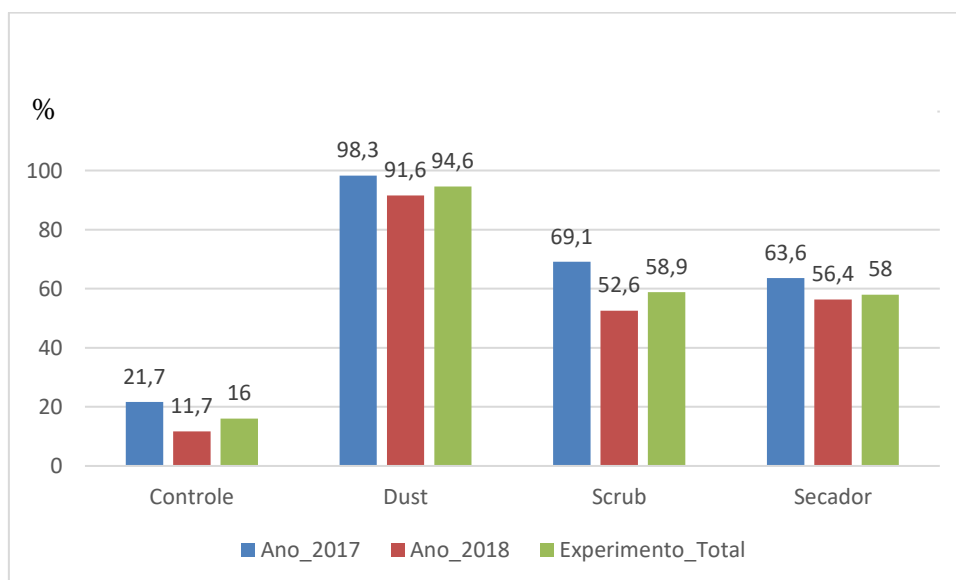
Foram realizados 17 experimentos, sendo 10 no ano de 2017 e 7 no ano de 2018, conforme listados no Apêndice A.

Os dados consolidados de todos os experimentos realizados encontram-se na Tabela1:

Tabela 1 – Número de ovos utilizados nos 17 experimentos com o percentual de eclosões e não eclosões.

	N ° TOTAL DE OVOS	Nº DE ECLOSÕES	Nº DE OVOS NÃO ECLODIDOS
CONTROLE	1011	849 (83,98%)	162 (16,02%)
SCRUB	1509	620 (41,09%)	889 (58,91%)
DUST	1901	103 (5,42%)	1798 (94,58%)
SECADOR	728	306 (42,03%)	422 (57,97%)

Gráfico 4 – Percentual de ovos não eclodidos, segundo os três métodos, em 10 experimentos em 2017 e 7 em 2018.



Dos 1011 ovos onde não foram aplicados nenhum procedimento, no grupo controle, foi observado eclosão de 83,98% dos ovos. O vapor no modo *scrub* foi aplicado em 1509 ovos, dos quais 620 (41,09%) eclodiram e 889 deixaram de eclodir. O vapor no modo *dust*, foi aplicado em 1901 ovos, sendo que apenas 103 (5,42%) eclodiram, portanto, com este método

conseguiu-se evitar a eclosão de 1798 ovos (94,58%).

Para observar se o calor, sozinho, poderia interferir na eclosão dos ovos, para isto foi utilizado um secador num total de 728 ovos e foi verificada a inibição da eclosão de 422 ovos (57,97%), este método foi utilizado em dez experimentos.

Em todos os experimentos observamos que tanto a borrifação com os dois modos de vapor (*scrub* e *dust*) quanto a aplicação de calor seco, foram capazes de inibir a eclosão de ovos em graus variáveis quando comparados com o grupo controle com significância estatística, o *dust* mostrou risco relativo (RR) igual a 5,9 (IC95% 5,12 – 6,80), ou seja, os ovos tratados com o vapor *dust* têm 5,9 vezes mais risco de não eclodir em relação ao controle, o *scrub* apresentou RR igual a 3,7 (IC95% 3,17 – 4,26) e o secador apresentou RR igual a 3,6 (IC95% 3,10 – 4,26) conforme mostrado na Tabela 2.

Tabela 2 – Ovos não eclodidos após a aplicação de vapor nos modos *dust* e *scrub* e calor seco em relação ao grupo controle (Qui-quadrado, $p < 0,05$).

Variáveis	Total de ovos	%	RR	IC95%	p-valor
Controle	1011	16,0	1		
<i>Dust</i>	1901	94,6	5,9	5,12 – 6,80	<0,001
<i>Scrub</i>	1509	58,9	3,7	3,17 – 4,26	<0,001
Secador	728	58,0	3,6	3,10 – 4,22	<0,001

A comparação entre os tratamentos utilizados nos ovos mostrou uma maior efetividade em relação aos outros métodos, quando comparados ao controle, o que pode ser melhor evidenciado na Tabela 3, quando se usa o *dust* como referência.

Tabela 3 – Ovos não eclodidos em todos os experimentos usando *dust* como referência

Variáveis	N (total)	%	RR	IC95%	p-valor
Controle	1011	16,0	0,2	0,15 – 0,19	<0,001
Dust	1901	94,6	1	-	-
Scrub	1509	58,9	0,6	0,59 – 0,65	<0,001
Secador	728	58,0	0,6	0,57 – 0,65	<0,001

Quando foi feita a comparação do *scrub* em relação aos outros tratamentos empregados, verificou-se uma similaridade de eficácia com o secador, conforme Tabela 4.

Tabela 4 – Ovos não eclodidos durante o experimento completo – *scrub* como referência

Variáveis	N (total)	%	RR	IC95%	p-valor
Controle	1011	16,0	0,3	0,23 – 0,31	<0,001
Dust	1901	94,6	1,6	1,52 – 1,68	<0,001
Scrub	1509	58,9	1	-	-
Secador	728	58,0	0,9	0,91 – 1,06	0,670

6. DISCUSSÃO

Para que haja arboviroses em uma região, é necessário que existam pessoas suscetíveis aos vírus e artrópodes transmissores. A falta de vacinas para estas patologias faz com que as estratégias de controle dos vetores sejam as mais efetivas para a prevenção dessas doenças.

As ações governamentais de controle do *Aedes* são realizadas a cada dois meses com visitas domiciliares por ACSs e ACEs, ficando demonstrado que neste intervalo podemos ter até oito gerações de mosquitos. Levando-se em conta que 80% dos focos estão no domicílio e peridomicílio, se não houver um engajamento semanal da população neste controle, continuaremos a conviver com surtos e epidemias de arboviroses, como dengue, zika e chikungunya e outras que podem causar grandes problemas.

A maioria dos métodos de controle do *Ae. aegypti* atuam nos estágios adulto e larvar, ficando o estágio de ovo sem combate efetivo (BRASIL, 2009) e esta fase é a maior responsável pela disseminação e manutenção do vetor nos ambientes, uma vez que os ovos permanecem viáveis na natureza por mais de um ano e se forem cobertos com água, em trinta minutos inicia-se o processo de eclosão e o ciclo se completa em torno de uma semana.

Para se conseguir uma maior adesão da população nas ações de controle do vetor, é imperativo promover campanhas educativas e a utilização de ferramentas eficientes de baixo custo e também de fácil execução que ajam em todas as fases do ciclo.

Este trabalho visou à utilização de medidas de controle que atuam na fase de ovo do vetor, aplicando métodos que possam ser utilizados onde normalmente as fêmeas fazem a postura de ovos e que elas têm a percepção de que serão cobertos com água. As formas de atuação para impedir a eclosão destes ovos seriam esmagá-los ou queimá-los, o que se torna difícil pela dificuldade de visualizá-los e nem sempre o fogo pode ser utilizado, tornando o controle desta fase pouco eficaz.

Como são conhecidos os focos domésticos, foi proposta a aplicação de métodos nestes locais para inviabilizar a eclosão destes ovos, mesmo que eles venham a ser cobertos com água.

Neste trabalho, foram testados aparelhos eletrodomésticos utilizados na rotina de limpeza, como um vaporizador com graus diferentes de intensidade de vapor (*dust* e *scrub*) e um secador comum de cabelo que dispunha de dois modos de calor seco em baixa e alta potência, sendo testado este último. A aplicação do vapor *dust* pode ser utilizada nos mais diversos tipos de materiais e superfícies sem alterá-los ou impregná-los com resíduos nocivos.

Os tratamentos aplicados aos ovos foram a borrifação com vapor nos modos *dust* e

scrub, e a aplicação de calor seco na superfície de palhetas de Eucatex em laboratório, simulando uma situação real. Foi observada a capacidade de inibição de eclosão dos ovos, onde o modo *dust* conseguiu inibir 94,58% de 1901 ovos testados, lembrando que, neste processo, a intensidade de vapor é a menor oferecida pelo vaporizador utilizado, em contraste ao *scrub*, que é o modo com maior intensidade de vapor, tendo conseguido inibir 58,91% dos ovos testados. Embora esta taxa seja considerada boa, pode-se concluir que uma menor intensidade de vapor se mostrou mais eficiente. A aplicação de calor seco, em alta potência de um secador de cabelo, inibiu 57,97% dos 728 ovos, mostrando uma eficácia similar à do *scrub*, mas bem menor em relação ao *dust*. A análise dos dados consolidados mostrou significância estatística para os três métodos em relação ao controle (Qui-quadrado de Pearson $p < 0,001$).

Como a metodologia proposta neste trabalho é inovadora, foram encontrados poucos trabalhos similares na literatura para comparação, então tivemos que buscar artigos que discorressem sobre o controle de ovos e/ou larvas de *Ae. aegypti*, utilizando substâncias com atividade ovicida e/ou larvicida.

Bhami e Das (2015) testaram a atividade de postura de ovos de *Ae. aegypti* e *Ae. albopictus* e ação ovicida do ácido bórico em soluções de diversas concentrações: 0,1%; 0,25%; 0,5%; 0,75% e 1% em copos de papel. Observou-se que a ação ovicida, representada pela inibição da eclosão dos ovos, era maior à medida que se aumentava a concentração de ácido bórico, com resultados similares para as duas espécies estudadas. Para a concentração de 1% de ácido bórico, a ação ovicida foi maior que 99%. Os pesquisadores também testaram a toxicidade do ácido bórico, nas mesmas concentrações utilizadas no ensaio ovicida, sobre as larvas de 3º e 4º estágios de *Ae. aegypti* e *Ae. albopictus* e observaram que a letalidade das larvas era diretamente proporcional às concentrações utilizadas, conseguindo uma taxa de letalidade de 100% com a concentração de ácido bórico a 1%. A aplicabilidade desta metodologia se relaciona aos reservatórios ou coleções de água onde os ovos possam eclodir, diferente do nosso trabalho, em que a ação se dá sobre os ovos encontrados fora d'água nas diversas superfícies de objetos, que possam servir de criadouros onde as fêmeas fazem a postura e que é a principal forma de disseminação do vetor na natureza e nos diversos ambientes rurais, urbanos e periurbanos.

Govindarajan e Karuppattan (2011) testaram a ação ovicida de extrato de folhas da planta *Eclipta alba* (L.) Hassk (Asteracea) utilizando diferentes tipos de solventes como benzeno, acetato de etila, hexano, clorofórmio e metanol e concentrações do extrato variando de 100 a 350 ppm. Os ovos eram tratados com estes extratos e transferidos para copos com

água e, após 48 horas de tratamento, calculava-se a taxa porcentual de eclosão de larvas. O extrato de folhas com metanol apresentou ação ovicida de 100% a uma concentração de 300 ppm. Este trabalho testa uma série de extratos com solventes orgânicos que possuem graus variados de toxicidade para pessoas expostas, como também para os que venham manipular estes produtos, o que restringe a aplicabilidade em vários ambientes e situações.

Em nosso estudo não sabemos exatamente quais danos acontecem ao envoltório dos ovos ou mesmo em relação ao embrião, estas limitações do trabalho podem ser contornadas a partir de estudos posteriores com microscopia eletrônica de varredura e de análises histopatológicas dos ovos não tratados (controle) e com os ovos que receberam um dos três tratamentos.

Foi utilizado um termômetro digital infravermelho da marca VAUGHAN® para verificar a temperatura no momento da aplicação dos três tratamentos aos ovos de *Ae. aegypti*: vapor nos modos *scrub* e *dust* e calor seco. Fizemos três medidas para cada procedimento como mostrado abaixo:

Figura 14 – Medidas de temperaturas realizadas no momento da aplicação dos três tratamentos aos ovos de *Ae. aegypti*

Tratamento	Temp 1 °C	Temp 2 °C	Temp 3 °C	Média °C
<i>Scrub</i>	48,3	59,3	52,7	53,4
<i>Dust</i>	55,8	60,7	52,1	56,2
Calor seco	52,8	54,1	44,6	50,5

Fonte: o autor

Uma possível explicação para que o calor seco e o vapor inibam a eclosão dos ovos é o aumento de temperatura que desnatura as proteínas, interferindo, provavelmente, na evolução do ovo.

A maior eficiência de inibição da eclosão de ovos quando se usa vapor pode ser explicada pelo fato de que a água do vapor possa desencadear alguma das fases de desenvolvimento para a sua eclosão e, como não existe a fase aquática, que ocorre quando o ovo é imerso, o desenvolvimento do ovo não se completa, inviabilizando sua eclosão. A maior eficácia observada, quando se utiliza a menor intensidade de vapor *dust*, na eclosão de ovos, pode ser decorrente das alterações mais danosas que a menor quantidade de água provocaria no desenvolvimento do ovo, quando comparado com o vapor mais intenso do *scrub*.

7. CONCLUSÕES

Foi observada a capacidade do vapor úmido sob pressão e do calor seco de inibirem significativamente a eclosão de ovos de *Ae. aegypti* (cepa Rockefeller) em condições de laboratório.

Foi observado que os vapores de um vaporizador comercial nos modos *dust* (94,58%) e *scrub* (58,91%) foram eficientes na inibição da eclosão de ovos de *Aedes aegypti*.

Foi observado que a menor quantidade de vapor do modo *dust* foi mais efetivo (RR: 5,9) que o *scrub* (RR: 3,7) em relação ao controle.

Foi mostrado que o calor seco em alta potência (secador de cabelo) foi capaz de inibir a eclosão de ovos de *Ae. aegypti*, com RR de 3,6 em relação ao controle.

Foi observado que é eficaz e viável combater o *Ae. aegypti* na fase de ovo, usando um método físico não poluente, que possa ser aplicado nos reservatórios sem destruí-los e de fácil utilização pela população, como os que foram aqui demonstrados.

8. RECOMENDAÇÕES

- Estudar as propriedades físico-químicas do vapor no modo *dust*, que foi o mais eficaz.
- Estudar, por exames histopatológicos e por microscopia eletrônica, as alterações no ovo do *Ae. aegypti* após a aplicação do vapor *dust* comparando com as encontradas nos ovos sem a aplicação do vapor (controle).
- Desenvolver aparelhos ou instrumentos para aplicar este tipo de vapor em possíveis locais que normalmente as fêmeas utilizam para fazer a postura, como caixas d'água, *containers*, porões de navios, caixotes, pneus, etc.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

BRAGA, Ima Aparecida; VALLE, Denise. *Aedes aegypti*: histórico do controle no Brasil. **Epidemiologia e Serviços de Saúde**, v. 16, n. 2, p. 113-118, 2007.

BRAGA, Ima Aparecida; VALLE, Denise. *Aedes aegypti*: inseticidas, mecanismos de ação e resistência. **Epidemiologia e Serviços de Saúde**, v. 16, n. 4, p. 179-293, 2007.

BRASIL. MINISTÉRIO DA SAÚDE. FUNDAÇÃO NACIONAL DE SAÚDE. **Programa Nacional de Controle da Dengue**. 2002.

BRASIL. MINISTÉRIO DA SAÚDE. **Dengue**: informações técnicas. 2014. Disponível em: <<http://portalms.saude.gov.br/saude-de-a-z/dengue/informacoes-tecnicas>>. Acesso em 25 nov 2017.

BRASIL. MINISTÉRIO DA SAÚDE (BR). SECRETARIA DE VIGILÂNCIA EM SAÚDE. DEPARTAMENTO DE VIGILÂNCIA EPIDEMIOLÓGICA. **Diretrizes Nacionais para Prevenção e Controle de Epidemias de Dengue**. 2009. ISBN 978-85-334-1602-4. Disponível em: <http://portal.saude.gov.br/portal/arquivos/pdf/diretrizes_dengue.pdf>. Acesso em 13/11/2017

BRASIL. MINISTÉRIO DA SAÚDE; FUNDAÇÃO NACIONAL DE SAÚDE. **Dengue: instruções para pessoal de combate ao vetor**: manual de normas técnicas [Internet]. 3 ed. Brasília: Fundação Nacional de Saúde, Ministério da Saúde; 2001 [citado 2017 nov 17]. Disponível em: <http://bvsmms.saude.gov.br/bvs/publicacoes/funasa/man_dengue.pdf>.

BHAMI, L. Charlet; DAS, S. Sam Manohar. Boric acid ovicidal trap for the management of *Aedes* species. *Journal of vector borne diseases*, v. 52, n. 2, p. 147, 2015.

CAVALCANTI, Luciano Pamplona de Góes et al. Efficacy of fish as predators of *Aedes aegypti* larvae, under laboratory conditions. **Revista de Saúde Pública**, v. 41, n. 4, p. 638-644, 2007.

CHOUIN-CARNEIRO, Thaís; DOS SANTOS, Flavia Barreto. Transmission of Major Arboviruses in Brazil: The Role of *Aedes aegypti* and *Aedes albopictus* Vectors. In: **Biological Control of Pest and Vector Insects**. In Tech, 2017.

CONSOLI, RAGB. and OLIVEIRA, RL. *Principais mosquitos de importância sanitária no Brasil*[online]. Rio de Janeiro: Editora FIOCRUZ, 1994. 228 p. ISBN 85-85676-03-5. Available from SciELO Books <<http://books.scielo.org>>.

FANTINATTI, Elaine et al. Abundance and aggregation egg of *Aedes aegypti* L. and *Aedes albopictus* (Skuse) (Diptera: Culicidae) in the north and northwest of the State of Paraná, Brazil. **Neotropical Entomology**, v. 36, n. 6, p. 960-965, 2007.

FIGUEIRÓ, Ana Cláudia et al. Análise da lógica de intervenção do Programa Nacional de Controle da Dengue. **Rev. Bras. Saúde Matern. Infant**, p. s93-s106, 2010.

GOVINDARAJAN, M.; KARUPPANNAN, P. Mosquito larvicidal and ovicidal properties of *Eclipta alba* (L.) Hassk (Asteraceae) against chikungunya vector, *Aedes aegypti* (Linn.) (Diptera: Culicidae). *Asian Pacific Journal of Tropical Medicine*, v. 4, n. 1, p. 24-28, 2011.

GUZMAN, Maria G.; HARRIS, Eva. Dengue. **The Lancet**, v. 385, n. 9966, p. 453-465, 2015.

GUZMAN, Maria G. et al. Dengue: a continuing global threat. **Nature Reviews Microbiology**, v. 8, p. S7-S16, 2010.

HARTBERG, W. K.; CRAIG JR, G. B. Reproductive isolation in *Stegomyia* mosquitoes. II. Hybrid breakdown between *Aedes aegypti* and *A. mascarensis*. **Evolution**, v. 24, n. 4, p. 692-703, 1970.

JARIAL, Mohinder S. Toxic effect of garlic extracts on the eggs of *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae): a scanning electronmicroscopic study. **Journal of Medical Entomology**, v. 38, n. 3, p. 446-450, 2001.

MACKAY, Andrew J. et al. Evaluation of Household Bleach as an Ovicide for the Control of *Aedes aegypti*. **Journal of the American Mosquito Control Association**, v. 31, n. 1, p. 77-84, 2015.

MARINA, Carlos F. et al. Efficacy of larvicides for the control of dengue, Zika, and chikungunya vectors in an urban cemetery in southern Mexico. **Parasitology research**, v. 117, n. 6, p. 1941-1952, 2018.

MURRAY, Natasha Evelyn Anne; QUAM, Mikkel B.; WILDER-SMITH, Annelies. Epidemiology of dengue: past, present and future prospects. **Clinical Epidemiology**, v. 5, p. 299, 2013.

RITCHIE, Scott A.; RAPLEY, Luke P.; BENJAMIN, Seleena. *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* (Bti) provides residual control of *Aedes aegypti* in small containers. **The American journal of tropical medicine and hygiene**, v. 82, n. 6, p. 1053-1059, 2010.

ROSSETTI, V. **Aedes aegypti – a epidemiologia da dengue**. Netnature, [S. I.], 2016. Disponível em: <<https://netnature.wordpress.com/2016/03/08/aedes-aegypti-a-epidemiologia-da-dengue/>>. Acesso em: 25nov. 2017.

SANTOS, Lílha Maria Barbosa dos et al. **Estudos de aspectos biológicos de *Aedes aegypti* em áreas do Rio de Janeiro com previsão de liberação de mosquitos com Wolbachia**. 2015. Tese de Doutorado.

SHOPE, Robert E.; MEEGAN, James M. Arboviruses. In: **Viral Infections of Humans**. Springer, Boston, MA, 1997. p. 151-183. TAUIL, Pedro Luiz. Aspectos críticos do controle do dengue no Brasil. *Cadernos de Saúde Pública*, v. 18, n. 3, p. 867-871, 2002.

WORLD HEALTH ORGANIZATION. Chemical methods for the control of vectors and pests of public health importance [Internet]. Geneve: World Health Organization; 1996 [cited 2017 nov 17]. Disponível em: <http://apps.who.int/iris/bitstream/10665/63504/1/WHO_CTD_WHOPES_97.2.pdf>.

ZARA, Ana Laura de Sene Amâncio et al. Estratégias de controle do *Aedes aegypti*: uma revisão. **Epidemiol. Serv. Saúde**, Brasília , v. 25, n. 2, p. 391-404, June 2016.

APÊNDICE A – LISTA DE EXPERIMENTOS REALIZADOS

EXPERIMENTO 1	03/07/2017		
	Nº ovos	Nº de eclosões	% não eclosões
Palheta 1 (controle)	33	23 (69,7%)	30,30
Palheta 2 (<i>scrub</i>)	15	7 (46,67%)	53,33
Palheta 3 (<i>dust</i>)	17	0	100,00
EXPERIMENTO 2	16/06/2017		
	Nº ovos	Nº de eclosões	% não eclosões
Palheta 1 (controle)	40	35 (87,5%)	12,50
Palheta 2 (<i>scrub</i>)	60	14(23,33%)	76,67
Palheta 3 (<i>dust</i>)	71	0	100,00
EXPERIMENTO 3	24/07/2017		
	Nº ovos	Nº de eclosões	% não eclosões
Palheta 1 (controle)	31	19 (61,29%)	38,71
Palheta 2 (<i>scrub</i>)	61	0	100,00
Palheta 3 (<i>dust</i>)	73	0	100,00
EXPERIMENTO 4	15/07/2017		
	Nº ovos	Nº de eclosões	% não eclosões
Palheta 1 (controle)	60	37 (61,67%)	38,33
Palheta 2 (<i>scrub</i>)	45	0	100,00
Palheta 3 (<i>dust</i>)	36	1 (2,78%)	97,22
EXPERIMENTO 5	29/07/2017		
	Nº ovos	Nº de eclosões	% não eclosões
Palheta 1 (controle)	19	8 (42,11%)	57,89
Palheta 2 (<i>scrub</i>)	10	0	100,00
Palheta 3 (<i>dust</i>)	13	0	100,00
EXPERIMENTO 6	09/08/2017		
	Nº ovos	Nº de eclosões	% não eclosões
Palheta 1 (controle)	77	71 (92,21%)	7,79
Palheta 2 (<i>scrub</i>)	87	28 (32,18%)	67,82
Palheta 3 (<i>dust</i>)	270	0	100,00
Palheta 4 (secador)	42	26 (61,90%)	38,10
EXPERIMENTO 7	23/08/2017		
	Nº ovos	Nº de eclosões	% não eclosões
Palheta 1 (controle)	41	31 (75,61%)	24,39

Palheta 2 (<i>scrub</i>)	94	0	100,00
Palheta 3 (<i>dust</i>)	102	0	100,00
Palheta 4 (secador)	22	7 (31,82%)	68,18
EXPERIMENTO 8	13/09/2017		
	Nº ovos	Nº de eclosões	% não eclosões
Palheta 1 (controle)	27	25 (92,59%)	7,41
Palheta 2 (<i>scrub</i>)	34	16 (47,06%)	52,94
Palheta 3 (<i>dust</i>)	44	13 (29,55%)	70,45
EXPERIMENTO 09	23/09/2017		
	Nº ovos	Nº de eclosões	% não eclosões
Palheta 1 (controle)	54	44 (81,48%)	18,52
Palheta 2 (<i>scrub</i>)	89	43 (48,31%)	51,69
Palheta 3 (<i>dust</i>)	115	0	100,00
Palheta 4 (secador)	71	8 (11,27%)	88,73
EXPERIMENTO 10	30/09/2017		
	Nº ovos	Nº de eclosões	% não eclosões
Palheta 1 (controle)	51	46 (90,20%)	9,80
Palheta 2 (<i>scrub</i>)	81	70 (86,42%)	13,58
Palheta 3 (<i>dust</i>)	102	0	100,00
Palheta 4 (secador)	19	15 (78,95%)	21,05
EXPERIMENTO 11	27/04/2018		
	Nº ovos	Nº de eclosões	% não eclosões
Palheta 1 (controle)	58	44 (75,86%)	24,14
Palheta 2 (<i>scrub</i>)	45	10 (22,22%)	77,78
Palheta 3 (<i>dust</i>)	76	40 (52,63%)	47,37
Palheta 4 (secador)	0	0	100,00
EXPERIMENTO 12	26/07/2018		
	Nº ovos	Nº de eclosões	% não eclosões
Palheta 1 (controle)	49	27 (55,10%)	44,90
Palheta 2 (<i>scrub</i>)	160	38 (23,75%)	76,25
Palheta 3 (<i>dust</i>)	207	2 (0,97%)	99,03
Palheta 4 (secador)	73	23 (31,51%)	68,49
EXPERIMENTO 13	10/08/2018		
	Nº ovos	Nº de eclosões	% não eclosões
Palheta 1 (controle)	88	75 (85,23%)	14,77
Palheta 2 (<i>scrub</i>)	108	0	100,00
Palheta 3 (<i>dust</i>)	121	8 (6,61%)	93,39
Palheta 4 (secador)	15	10 (66,67%)	33,33

EXPERIMENTO 14	17/08/2018		
	Nº ovos	Nº de eclosões	% não eclosões
Palheta 1 (controle)	54	52 (96,30%)	3,70
Palheta 2 (<i>scrub</i>)	100	78 (78,00%)	22,00
Palheta 3 (<i>dust</i>)	103	0	100,00
Palheta 4 (secador)	14	6 (42,86%)	57,14
EXPERIMENTO 15	29/08/2018		
	Nº ovos	Nº de eclosões	% não eclosões
Palheta 1 (controle)	127	127 (100,00%)	0,00
Palheta 2 (<i>scrub</i>)	233	116 (49,79%)	50,21
Palheta 3 (<i>dust</i>)	170	1 (0,59%)	99,41
Palheta 4 (secador)	183	153 (83,61%)	16,39
EXPERIMENTO 16	12/09/2018		
	Nº ovos	Nº de eclosões	% não eclosões
Palheta 1 (controle)	149	142 (95,30%)	4,70
Palheta 2 (<i>scrub</i>)	214	156 (72,90%)	27,10
Palheta 3 (<i>dust</i>)	238	1 (0,42%)	99,58
Palheta 4 (secador)	153	57 (37,25%)	62,75
EXPERIMENTO 17	04/10/2018		
	Nº ovos	Nº de eclosões	% não eclosões
Palheta 1 (controle)	53	43 (81,13%)	18,87
Palheta 2 (<i>scrub</i>)	73	44 (60,27%)	39,73
Palheta 3 (<i>dust</i>)	143	37 (25,87%)	74,13
Palheta 4 (secador)	136	1 (0,74%)	99,26

**APÊNDICE B – ANÁLISE POR KRUSKAL WALLIS DOS EXPERIMENTOS
REALIZADOS INDIVIDUALMENTE**

Percentuais de ovos não eclodidos por experimento

Variáveis	N (total)	%	RR	IC95%	p-valor
Experimento 1					
Controle	33	30,3	1	-	
<i>Dust</i>	17	100,0	3,3	1,96 – 5,53	<0,001
<i>Scrub</i>	15	53,3	1,8	0,87 – 3,54	0,114
Experimento 2					
Controle	40	12,5	1		
<i>Dust</i>	71	100,0	8	3,52 – 18,16	<0,001
<i>Scrub</i>	60	76,7	6,1	2,67 – 14,09	<0,001
Experimento 3					
Controle	34	38,7	1	-	
<i>Dust</i>	78	100,0	2,6	1,66 – 4,02	<0,001
<i>Scrub</i>	65	100,0	2,5	1,65 – 4,02	<0,001
Experimento 4					
Controle	60	38,3	1		
<i>Dust</i>	36	97,2	2,5	1,83 – 3,51	<0,001
<i>Scrub</i>	45	100,0	2,6	1,89 – 3,59	<0,001
Experimento 5					
Controle	19	57,9	1		
<i>Dust</i>	13	100,0	1,7	1,18 – 2,53	0,007
<i>Scrub</i>	10	100,0	1,7	1,17 – 2,53	0,016
Experimento 6					
Controle	77	7,8	1		
<i>Dust</i>	270	100,0	12,8	5,95 – 27,67	<0,001
<i>Scrub</i>	87	67,8	8,7	3,98 – 19,02	<0,001
Secador	42	38,1	4,9	2,07 – 11,55	<0,001
Experimento 7					
Controle	41	24,4	1		
<i>Dust</i>	102	100,0	4,1	2,39 – 7,03	<0,001
<i>Scrub</i>	94	100,0	4,1	2,39 – 7,02	<0,001
Secador	22	68,2	2,8	1,52 – 5,14	<0,001
Experimento 8					
Controle	27	7,4	1		
<i>Dust</i>	44	70,5	9,5	2,47 – 36,59	<0,001
<i>Scrub</i>	34	52,9	7,1	1,81 – 28,14	<0,001
Experimento 9					
Controle	54	18,5	1	3,09 – 9,45	<0,001
Controle	115	100,0	5,4	1,54 – 5,06	<0,001
<i>Dust</i>	89	51,7	2,8	2,72 – 8,43	<0,001

<i>Scrub</i> Secador	71	88,7	4,8		
Experimento 10					
Controle	51	9,8	1		
<i>Dust</i>	102	100,0	10,2	4,44 – 23,44	<0,001
<i>Scrub</i>	81	13,6	1,38	0,51 – 3,75	0,517
Secador	19	21,1	2,15	0,64 – 7,16	0,211
Experimento 11					
Controle	58	24,1	1		
<i>Dust</i>	76	47,4	1,96	1,17 – 3,28	0,006
<i>Scrub</i>	45	77,8	3,22	1,99 – 5,22	<0,001
Experimento 12					
Controle	49	44,9	1		
<i>Dust</i>	207	99,0	2,2	1,62 – 3,01	<0,001
<i>Scrub</i>	160	76,3	1,7	1,23 – 2,34	<0,001
Secador	73	68,5	1,5	1,08 – 2,16	0,009
Experimento 13					
Controle	88	14,8	1		
<i>Dust</i>	121	93,4	6,3	3,82 – 10,46	<0,001
<i>Scrub</i>	108	100,0	6,8	4,09 – 11,18	<0,001
Secador	15	33,3	2,3	0,94 – 5,41	0,081
Experimento 14					
Controle	54	3,7	1		
<i>Dust</i>	103	100,0	27	6,93 – 105,19	<0,001
<i>Scrub</i>	100	22	5,9	1,45 – 24,31	0,001
Secador	14	57,1	15,4	3,68 – 64,71	<0,001
Experimento 15					
Controle	127	0,0	1	.	
<i>Dust</i>	170	99,4	.	.	<0,001
<i>Scrub</i>	233	50,2	.	.	<0,001
Secador	183	16,4	.	.	<0,001
Experimento 16					
Controle	149	4,7	1		
<i>Dust</i>	238	99,6	21,2	10,28 – 43,69	<0,001
<i>Scrub</i>	214	27,1	5,8	2,71 – 12,28	<0,001
Secador	153	62,7	13,3	6,41 – 27,81	<0,001
Experimento 17					
Controle	53	18,9	1		
<i>Dust</i>	73	74,1	3,9	2,23 – 6,92	<0,001
<i>Scrub</i>	143	39,7	2,1	1,13 – 3,94	0,012
Secador	136	99,3	5,3	3,01 – 9,19	<0,001

Percentuais de ovos não eclodidos por ano

Variáveis	N (total)	%	RR	IC95%	p-valor
2017					
Controle	433	21,7	1		
<i>Dust</i>	843	98,3	4,5	3,78 – 5,42	<0,001
<i>Scrub</i>	576	69,1	3,2	2,64 – 3,84	<0,001
Secador	154	63,6	2,9	2,36 – 3,63	<0,001

Variáveis	N (total)	%	RR	IC95%	p-valor
2018					
Controle	578	11,7	1		
<i>Dust</i>	1058	91,6	7,8	6,22 – 9,74	<0,001
<i>Scrub</i>	933	52,6	4,5	3,55 – 5,64	<0,001
Secador	574	56,4	4,8	3,79 – 6,06	<0,001

Percentuais de ovos não eclodidos durante o experimento completo

Variáveis	N (total)	%	RR	IC95%	p-valor
Completo					
Controle	1011	16,0	1		
<i>Dust</i>	1901	94,6	5,9	5,12 – 6,80	<0,001
<i>Scrub</i>	1509	58,9	3,7	3,17 – 4,26	<0,001
Secador	728	58,0	3,6	3,10 – 4,22	<0,001