



UNIVERSIDADE ESTADUAL DO SUDOESTE DA BAHIA  
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO *STRICTO SENSU*  
EM CIÊNCIAS AMBIENTAIS

**POTENCIAL OVICIDA E COMPOSIÇÃO QUÍMICA DO  
ÓLEO ESSENCIAL DE *Croton argyrophyllus* Kunth  
(EUPHORBIACEAE) SOBRE O *Aedes aegypti*  
(DIPTERA: CULICIDAE)**

RENATA KATRYNE BISPO DA SILVA COSTA

UNIVERSIDADE ESTADUAL DO SUDOESTE DA BAHIA  
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO *STRICTO SENSU*  
EM CIÊNCIAS AMBIENTAIS

**Potencial ovicida e composição química do óleo  
essencial de *Croton argyrophyllus* Kunth (Euphorbiaceae)  
sobre o *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae)**

Autora: Renata Katryne Bispo da Silva Costa  
Orientadora: Sandra Lúcia da Cunha e Silva  
Co-orientadora: Dra. Simone Andrade Gualberto  
Dra. Débora Cardoso da Silva

“Dissertação apresentada como parte das exigências para  
obtenção do título de MESTRE EM CIÊNCIAS  
AMBIENTAIS, ao Programa de Pós Graduação em  
Ciências Ambientais da Universidade Estadual do  
Sudoeste da Bahia - área de Concentração em Meio  
Ambiente e Desenvolvimento”

Itapetinga-Bahia  
Maio – 2019

## FOLHA CATALOGRÁFICA

## FOLHA DE APROVAÇÃO

Dedico esse trabalho à Maria Regina  
Bispo da Silva (*In memoriam*).

## AGRADECIMENTOS

À Maria Regina Bispo da Silva (*In Memoriam*), por todo amor recebido em vida, todo esforço é por você.

À minha orientadora Prof. Dra. Sandra Lúcia da Cunha e Silva pela valiosa contribuição teórica ao meu aprendizado durante todos esses anos, que servirá de base para toda a minha carreira profissional.

À minhas co-orientadoras Prof. Dra. Simone Andrade Gualberto e Prof. Dra. Débora Cardoso da Silva, pela orientação e auxílio para execução deste trabalho.

À toda a equipe do Laboratório de Pesquisa e Inseticidas Naturais (LAPIN), principalmente a Daniel Lobo Sousa e Penélop Barros Silva, que foram fundamentais na realização desse trabalho.

À Thayse Karollyne dos Santos Fonseca e Cibelle dos Santos Dias, pela amizade que iniciou-se desde à graduação e se manteve no mestrado, com muitos momentos compartilhados.

Aos meus amigos por todo apoio em palavras nos momentos que a caminhada tornou-se árdua, em especial à Mariele Moraes Brito (Prué).

À minha família, principalmente à minha segunda mãe Claudionora Bispo da Silva, por todo cuidado, carinho e amor.

Ao Programa de Pós-Graduação em Ciências Ambientais pela oportunidade da realização do curso de mestrado.

À Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES) pela concessão da bolsa.

À Universidade Estadual do Sudoeste da Bahia (UESB) pela minha formação.

Aos administradores da unidade de conservação Floresta Nacional Contendas do Sincorá pelo apoio para realização das atividades de campo, especialmente ao mateiro Antônio Correia Freire.

Ao professor Dr. Mário Geraldo de Carvalho da Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro (UFRRJ) e Frances Regiane pela disponibilidade e auxílio na execução das análises química do óleo essencial.

Aos membros da banca examinadora pela disponibilidade e pelas importantes contribuições.

Muito Obrigada!

## SUMÁRIO

	Página
1 INTRODUÇÃO.....	10
2 REVISÃO BIBLIOGRÁFICA.....	13
2.1 <i>Aedes aegypti</i> (Linnaeus, 1762), (Diptera: Culicidae).....	13
2.1.1 Morfologia Geral e Ciclo de Vida.....	13
2.1.2 Importância Sanitária/Transmissão de Arboviroses.....	17
2.1.3 Formas de Controle.....	18
2.2 A Caatinga, a Produção de Metabólitos Secundários e o Controle de Insetos.....	21
2.3 Gênero <i>Croton</i> Linnaeus (Família Euphorbiaceae).....	23
2.3.1 <i>Croton argyrophyllus</i> Kunth.....	26
3 REFERÊNCIAS.....	29
CAPÍTULO I.....	43
COMPOSIÇÃO QUÍMICA E ATIVIDADE OVICIDA DO ÓLEO ESSENCIAL DAS FOLHAS DE <i>CROTON ARGYROPHYLLUS</i> (EUPHORBIACEAE) SOBRE O <i>AEDES</i> <i>AEGYPTI</i> (DIPTERA: CULICIDAE).....	43
Resumo.....	43
Abstract.....	44
Introdução.....	44
Metodologia.....	45
Resultados e discussão.....	47
Conclusão.....	51
Agradecimentos.....	51
Referências.....	52



## LISTA DE FIGURAS

	Página
<b>Figura 1.</b> Representação esquemática do ciclo de vida do <i>Aedes aegypti</i> , mostrando as fases de ovo (a), larva (b), pupa (c) e adulto (d). .....	14
<b>Figura 2.</b> h-n. <i>Croton argyrophyllus</i> - h. ramo; i. flor estaminada; j. flor pistilada; k. 1, fruto; m. estiletes; η. tricoma (W. Andrade et al. 267). o-t. <i>Croton</i> estaminada; r. flor pistilada; s. gineceu h-n. <i>Croton argyrophyllus</i> - h. ramo; i. flor estaminada; j. flor pistilada; k. 1, fruto; m. estiletes; η. tricoma (W. Andrade et al. 267). o-t. <i>Croton</i> estaminada; r. flor pistilada; s. gineceu. t – fruto (Santos s/n UFP 39344).....	27
 <b>CAPÍTULO I</b>	
<b>Figura 1.</b> Mapa de localização indicando com seta amarela o local de coleta das folhas de <i>Croton argyrophyllus</i> , na Floresta Nacional de Contendas do Sincorá, Bahia, Brasil.....	55
<b>Figura 2.</b> Ovo do <i>Aedes aegypti</i> oriundos da colônia estabelecida no Laboratório de Pesquisa de Inseticidas Naturais (LAPIN), da Universidade Estadual do Sudoeste da Bahia/Campus de Itapetinga, Bahia, Brasil (Aumento 8 x10).....	55
<b>Figura 3.</b> Taxa acumulada de eclosão de larvas do <i>Aedes aegypti</i> em função do tempo de exposição dos ovos ao óleo essencial obtido das folhas de <i>Croton argyrophyllus</i> e controles (água deionizada e Tween 80), sendo o tempo de observação de eclosão das larvas reportado nas figuras (A) e (B) de 4 a 180 horas e (C) de 192 a 336 horas.....	56

**Figura 4.** Média acumulada ( $\pm$  erro padrão) de eclosão de larvas do *Aedes aegypti* em função do tempo de exposição dos ovos ao óleo essencial de *Croton argyrophyllus* e controles antes e depois da adição de ração. Os quadrados fechados representam o período antes da adição de ração e os abertos representam após a adição da ração de peixe. As diferentes letras representam diferenças significativas baseadas no Pós-teste de Tukey.....

## RESUMO

O *Aedes aegypti* possui grande importância epidemiológica por transmitir o vírus da dengue, febre amarela urbana, febre chikungunya e o vírus zika. O combate do vetor baseia-se no controle ambiental e na utilização de inseticidas sintéticos. Sendo estes direcionados principalmente para as fases de larva e adulto. A fase de ovo é difícil de ser controlada, pois possui grande tolerância as condições ambientais. A resistência adquirida do *A. aegypti* aos inseticidas tradicionais faz com que novos métodos sejam investigados. Neste sentido, o objetivo desse trabalho foi avaliar a toxicidade do óleo essencial obtido das folhas de *Croton argyrophyllus*, sobre os ovos do *A. aegypti*, assim como a sua composição química. O óleo essencial foi extraído das folhas da espécie por hidrodestilação, em aparelho de Clevenger modificado. Para o ensaio biológico, foi utilizado a concentração de 12 mg mL<sup>-1</sup> do óleo essencial de *C. argyrophyllus*, solubilizado em uma solução de Tween 80 a 10% em água deionizada. Como controles foram utilizados a solução de Tween 80 e apenas a água deionizada. Os ovos foram expostos por um tempo de 15, 30, 60 e 120 minutos ao óleo essencial. Inicialmente, as observações foram realizadas a cada duas horas, por um período de 12 horas e, posteriormente, a cada 12 horas, por um período de 180 horas. Após 180 horas, foi adicionado a todos os tratamentos ração de peixe triturada, para funcionar como um estímulo bioquímico objetivando avaliar a viabilidade dos ovos. Para a análise da composição química do óleo essencial foi realizada por Cromatografia Gasosa acoplada a Espectrometria de Massas. Verificou-se que até 180 horas de observação a maior porcentagem de eclosão larvar ocorreu nos ovos que ficaram expostos ao óleo essencial por 15min (30%) e a menor nos expostos por 120 min (>10%). Após 180 horas houve aumento de eclosão em todos os tratamentos. Os principais compostos encontrados no óleo essencial obtido das folhas de *C. argyrophyllus* pertencem à classe dos sesquiterpenos hidrocarbonados (38,37%), seguidos dos monoterpenos hidrocarbonados (15,15%), sesquiterpenos oxigenados (2,91%), monoterpenos oxigenados (1,32%) e de outros constituintes (0,69%). Os principais componentes encontrados no óleo foram o biciclogermacreno (15,46%) e β-cariofileno (14,69%). O óleo essencial de *Croton argyrophyllus* na concentração avaliada afeta a eclosão das larvas do *A. aegypti* somente na ausência de alimento no meio.

Palavras-chave: Arboviroses, Caatinga, Inseticidas naturais.

## ABSTRACT

*Aedes aegypti* has great epidemiological importance for transmitting the dengue virus, urban yellow fever, chikungunya fever and zika virus. The vector combat is based on environmental control and the use of synthetic insecticides. These being directed mainly to the larva and adult phases. The egg phase is difficult to control because it has great tolerance to environmental conditions. The acquired resistance of *A. aegypti* to traditional insecticides causes new methods to be investigated. In this sense, the objective of this work was to evaluate the toxicity of the essential oil obtained from the leaves of *Croton argyrophyllus*, on the eggs of *A. aegypti*, as well as its chemical composition. The essential oil was extracted from the leaves of the species by hydrodistillation in a modified Clevenger apparatus. For the biological assay, the concentration of 12 mg mL<sup>-1</sup> of the essential oil of *C. argyrophyllus* solubilized in a 10% Tween 80 solution in deionized water was used. As controls, the Tween 80 solution and deionized water only were used. The eggs were exposed for a time of 15, 30, 60 and 120 minutes to the essential oil. Initially, the observations were performed every two hours for a period of 12 hours and thereafter every 12 hours for a period of 180 hours. After 180 hours, all rations of crushed fish were added to all treatments to function as a biochemical stimulus to evaluate the viability of the eggs. For the analysis of the chemical composition of the essential oil was performed by Gas Chromatography coupled to Mass Spectrometry. It was verified that up to 180 hours of observation the highest percentage of larvae hatching occurred in eggs exposed to essential oil by 15m (30%) and the lowest in exposed ones for 120 min (> 10%). After 180 hours there was hatching increase in all treatments. The main compounds found in the essential oil obtained from the leaves of *C. argyrophyllus* belong to the hydrocarbon sesquiterpene class (38.37%), followed by the hydrocarbon monoterpenes (15.15%), oxygenated sesquiterpenes (2.91%), oxygenated monoterpenes (1.32%) and other constituents (0.69%). The main components found in the oil were bicyclogermacrene (15.46%) and  $\beta$ -caryophyllene (14.69%). The essential oil of *C. argyrophyllus* at the evaluated concentration affects the hatching of *A. aegypti* larvae only in the absence of food in the medium.

Keywords: Arboviroses, Caatinga, Natural insecticides.

## 1 INTRODUÇÃO

Utilizar plantas medicinais para fins terapêuticos ou para a cura de enfermidades é tão antigo quanto à gênese dos seres humanos. Os saberes empíricos disseminados entre gerações cooperou para que o homem exercitasse a prática de cultivar e utilizar as plantas medicinais, e diante do conhecimento etnobotânico foram desenvolvidas pesquisas científicas que podem legitimar as propriedades medicinais das plantas e assegurar seu acesso e uso (CARNEIRO et al., 2014; CAVALCANTE; SILVA, 2014).

O Brasil é considerado o país de maior diversidade biológica, destacando-se no ranking mundial de países megadiversos (CARNEIRO et al., 2014). É neste país que se encontra a maior diversidade de flora do mundo, bem como, ecossistemas riquíssimos em quantidade de espécies vegetais, (MEDEIROS FILHO, 2014). O país possui 36.174 espécies de plantas, 4.747 espécies de algas e 5.719 espécies de fungos, destacando-se as angiospermas, com 33.218 espécies e, com menor número, as gimnospermas com 29 espécies (BFG, 2018).

A identificação de plantas com potencial para a obtenção de produtos a partir dos seus processos metabólitos e constituintes químicos associados, vem se destacando nos últimos anos (SANCHEZ-BAYO et al., 2013), uma vez que, produtos originados do metabolismo secundário das plantas são tidos como promissores no manejo de insetos e pragas (RATTAN, 2010). Os metabólitos secundários possuem uma diversidade de propriedades farmacológicas utilizadas na medicina popular, mesmo quando são desconhecidos dos pesquisadores (JUCÁ et al., 2013).

Para a constatação da atividade inseticida de alguns produtos naturais, como os óleos essenciais de plantas, estudos têm sido realizados (CARVALHO et al., 2015; ANJOS et al., 2018). As propriedades químicas e farmacológicas de determinadas moléculas produzidas pelas plantas, ou a combinação delas, podem provocar a redução ou o aumento da bioatividade dos produtos de origem vegetal (PEREIRA, 2014).

Os óleos essenciais são produtos do metabolismo secundário das plantas, ricos em constituintes de baixo peso molecular, voláteis e com odores característicos (COBELLIS et al., 2015), que podem apresentar uma variedade de atividades biológicas, tais como,

propriedades anti-inflamatória, fungicida, analgésica (ALI et al., 2015), antioxidante, antimicrobiana e ação inseticida (PANDEY; SINGH, 2017), a exemplo da atividade larvicida sobre o *Aedes aegypti* Linnaeus, 1762 (DIAS; MORAES, 2014).

O *A. aegypti* é um vetor de grande importância epidemiológica, pois transmite a febre amarela urbana, febre chikungunya, zika vírus e dengue (CARVALHO et al., 2015), sendo esta última uma patologia que possui forte impacto na saúde pública, por ser a arbovirose que mais causa mortalidade no ser humano (MARCONDES, XIMENES, 2016). As epidemias causadas por esses vírus ocorrem em função de fatores como a distribuição espacial dos vetores e a susceptibilidade da população, o que contribui para sua ampla dispersão (HONÓRIO; CÂMARA, 2015).

No Brasil já foram utilizados diversos inseticidas sintéticos para o manejo de *A. aegypti*, dentre eles o Temefós, que é um organofosforado (BRAGA; VALLE, 2007; PERES, 2016). O temefós foi o principal larvicida usado para controlar o *A. aegypti* nas últimas décadas. Contudo, a partir de 1999, começou a ser detectado o aparecimento de populações de larvas resistentes a esse produto e, em 2012, foi recomendada a interrupção do seu uso (OMS, 2012). O temefós foi utilizado de forma restrita em 2013 e, após 2014, não foi mais utilizado. A partir de 2013 foram utilizados o diflubenzuron e o novaluron para controlar as larvas e no ano de 2014 foi introduzido o piriproxifen (MINISTÉRIO DA SAÚDE, 2014).

Os ambientes criados pelos humanos e a variação climática propiciam o incremento da proliferação do *A. aegypti* em áreas urbanas (HIGA, 2011). O mosquito tem preferência por locais a céu aberto e com água parada para procriar (CONSOLI; OLIVEIRA, 1994). Flores ornamentais como bromélias, buracos em rochas, cavidades de árvores e internódios de bambus são criadouros naturais do *A. aegypti* (FORATTINI, 2002).

Diferentes ações visam a eliminação do mosquito, entretanto, a efetividade destas, tem sido baixa e sem sucesso na contenção da dispersão do vírus da dengue (GUBLER, 2011) e outras arboviroses (HONÓRIO; CAMARA, 2015).

Dentre as formas de controle que possam vir a atuar nas diferentes fases de desenvolvimento do *A. aegypti*, pode-se citar os inseticidas botânicos com atividade ovicida. A utilização de óleos essenciais na formulação de inseticidas botânicos pode ser viável à nível social, ambiental e econômico, atendendo ao mesmo tempo a uma parcela da sociedade que opta por produtos naturais que causem um menor impacto sobre o meio ambiente e sobre a saúde dos humanos (SANTANA, 2012).

Várias pesquisas são desenvolvidas com vegetais, à procura de biomoléculas capazes de promover o controle de pragas (KAMANULA et al., 2017; PAVELA; SEDLÁK, 2018) e

vetores (CRUZ et al., 2015, CARVALHO et al., 2015; ANJOS et al., 2015). A exemplo do gênero *Croton* Linnaeus, que tem sido estudado por possuir propriedades medicinais e/ou inseticidas.

Segundo Brasil et al. (2009), várias espécies do gênero *Croton* destacam-se na produção de óleos essenciais e, por isso, têm forte aroma, apresentando em sua constituição, predominantemente, compostos da classe dos terpenos, como  $\beta$ -cariofileno,  $\beta$ - elemeno,  $\beta$ - pineno e sabineno.

Pinto et al. (2016) avaliaram a toxicidade do óleo essencial da inflorescência de *Croton jacobinensis* Baill sobre *A. aegypti* e concluíram que era mais ativo que o óleo essencial obtido dos caules da espécie. O resultado foi relacionado à presença dos compostos majoritários encontrados no óleo da inflorescência, que foram 1,8-cineol,  $\beta$ -cariofileno,  $\alpha$ - pineno e viridiflorol

Poucos trabalhos vêm sendo realizados com o gênero *Croton* sobre a fase ovo de *A. aegypti*, em virtude desta fase ter tolerância física e química (REZENDE et al., 2008). No entanto De Lima et al. (2013) utilizou óleos essenciais de *Croton argyrophyllodes* Muell. Arg, *Croton nepetaefolius* Kuntze, *Croton sonderianus* Muell. Arg, e *Croton zehntneri* Pax et Hoffm, sobre ovos do *A. aegypti*, constatando toxicidade destas espécies.

A espécie *Croton argyrophyllus* Kunt é endêmica do Brasil e possui potencial para ser usada em programas de controle integrado do *A. aegypti*, considerando o potencial larvicida já comprovado da espécie sobre o *A. aegypti* (CRUZ et al., 2015; CRUZ et al., 2017) confirmando o seu potencial para ser utilizado em programas de controle integrado do *A. aegypti*, é preciso expandir pesquisas afim de testar o potencial ovicida.

Nesse sentido, considerando a importância sanitária que o mosquito possui e o potencial inseticida da espécie *Croton argyrophyllus* objetivou-se nesse trabalho avaliar a toxicidade do óleo essencial das folhas de *Croton argyrophyllus* Kunth (Euphorbiaceae) sobre ovos do *A. aegypti*, bem como determinar a sua composição química.

## 2 REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

### 2.1 *Aedes aegypti* (Linnaeus, 1762), (Diptera: Culicidae)

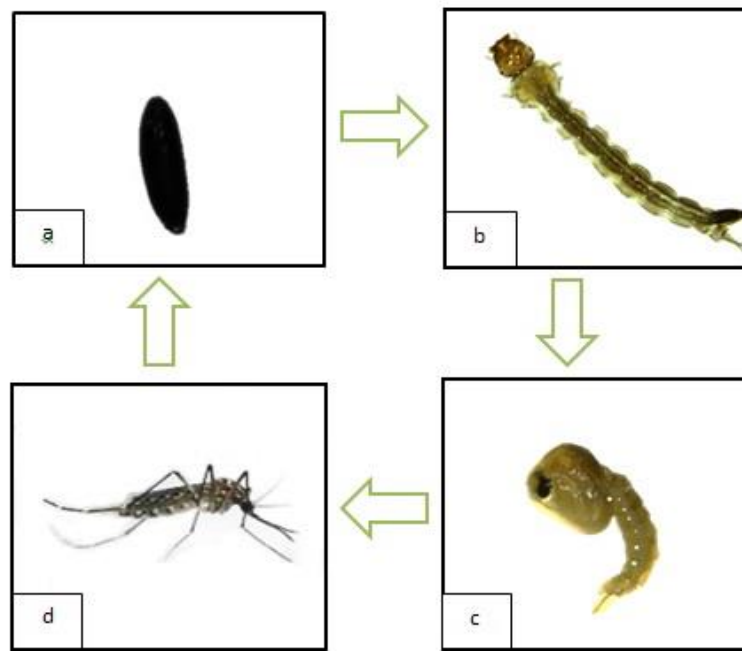
#### 2.1.1 Morfologia Geral e Ciclo de Vida

O *Aedes aegypti*, difundiu-se pelo mundo a partir do século XVII. A primeira descrição do surgimento do vetor no Brasil foi no decorrer do período colonial, com o tráfico negroiro (GARCEZ et al., 2013).

Os representantes dessa espécie pertencem ao filo Arthropoda, classe Insecta, ordem Diptera e família Culicidae, estando os mosquitos presentes nos subtropicos e trópicos, no continente americano, em toda a Índia e no Sudeste da Ásia (ZARA et al., 2016; KRAEMER et al., 2015; BRAGA; VALLE, 2007). O *A. aegypti* possui metamorfose completa (holometabolia), transpassando pelas fases de ovo, larva (quatro estágios), pupa e adulto (NEVES, 2011) (Figura 1).

Os ovos são colocados individualmente, próximos à superfície da água, em ambientes eventualmente alagáveis (NATAL, 2002). Os ovos são compostos por membrana vitelina (transparente), embrião, endocório (espesso) e exocório. A olho nu figuram com a forma de torpedo, a parte anterior, mais espessa e mais abruptamente cônica do que a outra, são lisos, longos e de forma ovóide (ALMEIDA et al., 2007). Medem cerca de 1 mm de comprimento e possuem contorno alongado e fusiforme. No momento da postura apresentam coloração branca, porém, logo adquirem a cor negra brilhante (SILVA; POLETO, 2012).





**Figura 1.** Representação esquemática do ciclo de vida do *Aedes aegypti*, mostrando as fases de ovo (a), larva (b), pupa (c) e adulto (d). Fonte: Costa (2018)

Caso os ovos sequem, os embriões podem enfraquecer ou morrer, mas, se durante um determinado período lhes for oferecido condições para um bom desenvolvimento, como por exemplo, elevados índices pluviométricos, os ovos secos tornam-se viáveis. Ao fim do desenvolvimento embrionário, os ovos podem conseguir resistir a períodos de dessecação, que podem durar mais de um ano (COSTA, 2001). Já foi observada a eclosão das larvas em ovos com até 450 dias, quando expostos a água (FUNASA, 2001), o que representa um enorme obstáculo para a eliminação do vetor (COSTA, 2001). O ovo é a fase mais resistente do ciclo biológico do vetor e, nas regiões onde as estações possuem invernos rígidos, é tida como estratégia da espécie para suportar o frio (SILVA; POLETO, 2012). Esta fase permite o transporte a longas distâncias do vetor, tornando-se o principal meio de dispersão do mosquito (SILVA et al., 2009).

A fase larvária corresponde a um momento de alimentação intensa e de crescimento. Nesta fase, ocorrem quatro estágios de desenvolvimento (L1-L4), que duram geralmente de 4 a 10 dias, dependendo do clima, da densidade das larvas no criadouro e da disponibilidade de alimento. Em ambientes naturais, as larvas se alimentam de bactérias, micro-plânctons e algas (BESERRA et al., 2009b).

As larvas são aquáticas de exterioridade vermiforme, elas possuem um corpo dividido em cabeça, tórax e abdômen. O abdômen é subdividido em oito partes e, na sua extremidade, encontra-se o sifão para a respiração na superfície da água, onde ela fica em pé em posição

vertical (FUNASA, 2001). No primeiro estágio, a larva é guarnecida de um “dente” quitinoso que ajuda no processo de eclosão. No corpo da fase larval acha-se 222 pares de cerdas aproximadamente dispostos de forma simétrica, diversificando em relação ao número de ramificações e ao tamanho. Possuem a função de auxiliar na flutuação e na percepção sensorial (CONSOLI; OLIVEIRA, 1994).

As larvas são providas de aparelho bucal do tipo mastigador raspador, as peças bucais consistem em epifaringe, mandíbulas, maxilas, hipofaringe e lábio (CONSOLI; OLIVEIRA, 1994). Possuem sensibilidade a movimentos bruscos na água e se movimentam fazendo um “S” em seu deslocamento. Quando expostas à luz movem-se rapidamente para o fundo do recipiente procurando abrigo, devido à fotofobia (FUNASA, 2001).

As pupas têm restrição alimentar e seu estágio dura em média de dois a três dias em condições adequadas de temperatura, e configuram o estágio de transição entre o indivíduo do meio aquático para o terrestre (FORATTINI, 2002). Este estágio é caracterizado por aparente dormência, alcançando intensa atividade respiratória, mostrando-se sensíveis a qualquer mudança que ocorra no meio (GALLO et al., 2002). Quando não perturbadas, mantêm-se na superfície da água para respirarem por meio de um par de tubos conhecidos como trompas respiratórias (BESERRA et al., 2009a).

As pupas têm o formato de vírgula, possuem um cefalotórax grande e abdômen longo e encurvado, com terminação em paletas nadatórias (ALMEIDA, 2011). Não se alimentam nesta fase e, geralmente, em dois a três dias desenvolvem-se para a fase adulta. A pupa tem um par de tubos respiratórios ou “trompetas”, que atravessam a água e permitem a respiração. A cabeça e o tórax são acoplados, compondo o cefalotórax. Quando perturbadas, agitam-se muito, contudo, comumente ficam paradas na superfície da água, o que facilita a emergência para a fase adulta (CONSOLI; OLIVEIRA, 1994). Depois de dois ou três dias o alado emerge (ALMEIDA, 2011; BESERRA et al., 2009a).

A fase reprodutiva do mosquito é representada pelo indivíduo adulto (GERIS et al., 2012). O mosquito alimenta-se de substâncias que contêm açúcar (néctar, seiva, entre outros) (GOMES, 2016). Entretanto, apenas as fêmeas realizam hematofagia para o desenvolvimento completo dos ovos e maturação nos ovários. Logo após se alimentar, buscam lugares para depositar seus ovos (FORATTINI, 2002). Tornam-se aptas para a postura dos ovos três dias após ingerir sangue (ZARA et al., 2016). É importante ressaltar que, em média, uma fêmea fecundada é capaz de produzir a partir de um único repasto sanguíneo 120 ovos durante seu ciclo reprodutivo (MARTINS et al., 2013).

O *A. aegypti* adulto possui coloração escura, com listras brancas no corpo e um desenho em forma de lira no mesotó, com estimativa de vida de 30 a 35 dias. O comprimento médio dos adultos é de cerca de 3-6 mm de comprimento, com patas longas e finas, corpo com escamas mais ou menos abundantes, sendo que estas definem sua cor (FORATTINI, 2002).

O tórax possui três pares de patas, dois orifícios respiratórios ou espiráculos, um par de asas membranosas compridas e estreitas, com nervuras cobertas de escamas e uma franja de escamas estreitas ao longo do bordo posterior, e um segundo par de asas modificadas, os halteres. O abdômen é longo e delgado, com oito segmentos visíveis e na sua extremidade encontram-se os orifícios genital e anal, envoltos de estruturas mais ou menos complexas, as genitálias, sendo a masculina saliente e de relevância para a sistemática (ALMEIDA, 2011).

A diferenciação dimórfica entre os sexos pode ser feita desde a fase de pupa, mas a identificação é mais facilmente realizada nos representantes já desenvolvidos, sobressaindo estruturas como antenas, aparelho bucal e tamanho dos palpos, sendo nos machos o tamanho do abdômen mais alongado do que nas fêmeas (ALMEIDA, 2011).

Após 24 horas da emergência, o mosquito já se encontra apto para a cópula. Somente uma inseminação é capaz de fecundar todos os ovos que a fêmea chega a produzir durante a sua vida. No repasto sanguíneo, as fêmeas adquirem proteínas para o desenvolvimento dos ovos e realizam uma postura em torno de três dias em condições de temperaturas satisfatórias. Frequentemente, se alimentam mais de uma vez, entre duas sucessivas posturas, principalmente quando sofrem perturbações antes de total ingurgitação (cheias de sangue). Isso resulta na mudança de hospedeiros, disseminando os vírus, caso estejam infectadas. Durante a oviposição, a fêmea grávida é atraída por depósitos com superfície áspera, escuros ou sombreados, onde deposita os ovos. Opta por água limpa ao invés de água poluída e espalha seus ovos por muitos recipientes (FUNASA, 2001). Contudo, alguns trabalhos mostram focos do mosquito em água suja também (MINISTÉRIO DA SAÚDE, 2018). Segundo Beserra et al. (2010) o *A. aegypti* não apresenta nenhuma preferência particular de colocar ovos em água limpa.

Todo o ciclo do *A. aegypti* possui influencia direta da umidade, temperatura, e pluviosidade, pois a população dos mosquitos é equivalente ao aumento da pluviosidade (DEGALLIER et al., 2010).

A transmissão das arboviroses ocorre através da picada da fêmea infectada pelo vírus, que se localiza nas glândulas salivares do mosquito, onde ocorrerá um período de incubação; logo após torna-se um vetor permanente, seja dos vírus da febre amarela urbana, da dengue, zika ou chikungunya (SVS, 2005).

### 2.1.2 Importância Sanitária/ Transmissão de Arboviroses

Doenças transmitidas por insetos atingem a população mundial causando mortes, principalmente em países subtropicais e tropicais (LUPI et al., 2013). Estima-se que quase 3,5 bilhões de pessoas no mundo encontram-se em áreas de risco para contrair doenças ocasionadas por arbovírus (CDC, 2018), que são vírus transmitidos por artrópodes durante a hematofagia (RUST, 2012).

O *Aedes aegypti* ficou conhecido como "mosquito da febre amarela" por ter sido apontado como o principal vetor urbano da doença, devastadora no início do século XX (GLORIA-SORIA et al., 2018). No Brasil, o vetor foi suprimido do território entre as décadas de 50 e 70, a partir de ações contra a febre amarela urbana. Contudo, no final da década de 70, o vetor foi reintroduzido, ocasionando casos novos de epidemias em níveis alarmantes (SIMMONS, 2012). Atualmente, este mesmo vetor constitui um grande problema de saúde pública, por ser o principal vetor da dengue (DEN), da febre chikungunya (CHIKV) e do vírus zika (ZIKV) (GLORIA-SORIA et al., 2018).

No Brasil, a grande ocorrência do mosquito está relacionada ao rápido processo de urbanização, assim como às condições climáticas e sociais, que favorecem a sua proliferação (BUSATO et al., 2014). O país, por possuir um clima tropical, favorece condições ideais para o desenvolvimento e proliferação do mosquito (SANTOS et al., 2019). Portanto, as arboviroses acabaram virando um grande problema de saúde pública, de característica mundial, pela alta capacidade de dispersão, adaptação e evolução dos vírus (DONALISIO et al., 2017).

A dengue é uma doença com baixas taxas de mortalidade registradas, entretanto, é hoje a doença viral humana com maior número de casos, sendo ocasionada por um arbovírus da família Flaviviridae, gênero Flavivírus, que atualmente possui quatro sorotipos conhecidos, antigenicamente distintos: DEN 1, DEN 2, DEN 3 e DEN 4. A doença é transmitida por meio da picada de mosquitos fêmeas do gênero *Aedes* infectadas com o vírus (VILLELA et al., 2017; WANG et al., 2017). Em 2019, até a 5ª semana, foram registrados 54.777 de casos prováveis de dengue no país. No mesmo período de 2018, foram registrados 21.992 casos prováveis, sendo confirmados cinco óbitos (MINISTÉRIO DA SAÚDE, 2019).

Além da dengue, o chikungunya e o zika, também transmitidos pelo *A. aegypti*, são arbovírus em crescente expansão no Brasil e igualmente preocupantes. A primeira, ocasionada por um vírus da família Togaviridae, foi identificada no Brasil em setembro de 2014. Nesse mesmo ano, acometeu 2.772 pessoas nas regiões Norte e Centro-Oeste (FERREIRA et al.,

2018). Em relação à chikungunya, até a 5ª semana de 2019 foram registrados 4.149 de casos prováveis. No mesmo período de 2018, três óbitos foram confirmados, nos estados da Paraíba, Rio de Janeiro e Mato Grosso (MINISTÉRIO DA SAÚDE, 2019).

Já o zika é desencadeado por um vírus da família Flaviviridae e teve o primeiro relato confirmado em abril de 2015 no estado da Bahia e, após isso, teve sua dispersão por todo o país (SOUZA, 2016). A síndrome congênita do vírus zika pode ser manifestada em crianças cujas mães foram infectadas pelo vírus zika durante a gravidez. Além de microcefalia, as crianças apresentam graves danos neurológicos, oftálmicos, auditivos e deformidades crânio facial (FRANÇA et al., 2018). Em 2019, até 4ª semana, foram registrados 630 casos prováveis de zika no país. Até essa mesma semana do ano de 2019, não foram registrados óbitos. Em gestantes foram registrados 74 casos prováveis, sendo 15 casos confirmados (MINISTÉRIO DA SAÚDE, 2019).

Com relação à febre amarela urbana, relatos não são registrados no Brasil desde 1942 (GOLDANI, 2017). Embora exista uma vacina segura e indicada, existem vários fatores que permitem que a doença ressurgisse periodicamente na África e Américas (JULANDER, 2013; GOLDANI, 2017). O Ministério da Saúde explica que todos os casos de febre amarela registrados no Brasil desde 1942 são silvestres, até mesmo os atuais, ou seja, a doença foi transmitida por vetores que vivem em ambientes de mata (mosquitos dos gêneros *Haemagogus* e *Sabethes*). Neste sentido, a transmissão silvestre é caracterizada, além da espécie do mosquito envolvida, pelo fato dos mosquitos transmitirem o vírus e também se infectarem a partir de um hospedeiro silvestre, no caso o macaco.

A probabilidade da transmissão da febre amarela urbana no Brasil é baixíssima por vários fatores: todas as investigações dos casos conduzidas até o momento relacionam a exposição à áreas de matas; em todos os locais onde aconteceram casos humanos, também aconteceram casos em macacos; todas as ações de vigilância entomológica, com capturas de vetores urbanos e silvestres, não localizaram a presença do vírus em mosquitos do gênero *Aedes* (MINISTÉRIO DA SAÚDE, 2018).

### 2.1.3 Formas de Controle

Diante da dificuldade para desenvolver uma vacina contra a dengue, a forma principal de combate das arboviroses transmitidas pelo *Aedes aegypti* ainda é o controle do mesmo, uma vez que a vacina possui limitações e, além disso, não protege contra zika e chikungunya (GARCEZ et al., 2013).

A eliminação deste mosquito tem sido um importante desafio, principalmente nos países em desenvolvimento. Aspectos ligados a problemas de infraestrutura das cidades, bem como o não recolhimento de lixo, irregularidades no fornecimento de água e pontos de água parada são fatores que implicam na efetividade dos métodos habituais de controle do *A. aegypti* (ZARA et al., 2016).

O aumento da ocorrência de arboviroses transmitidas pelo *A. aegypti* está associado ao adensamento populacional, à urbanização desordenada, à inconstância da distribuição de água e a movimentação de pessoas e mercadorias, que favorece a disseminação do vetor e dos vírus por todo o mundo (ZELLWEGER, 2017).

Segundo a OMS, o *A. aegypti* pode ser contido por métodos mecânicos, sintéticos, biológicos, incluindo os genéticos (WHO, 2012). O controle mecânico é uma medida centrada em detectar, destruir ou destinar adequadamente reservatórios naturais ou artificiais de água que possam servir de depósito para os ovos do *A. aegypti* (ZARA et al., 2016).

No controle biológico são utilizados predadores ou patógenos com capacidade para diminuir a população vetorial. Entre as possibilidades existentes de predadores encontram-se os peixes (SHULSE et al., 2013) e os invertebrados aquáticos, que se alimentam de larvas e pupas, e os patógenos que eliminam toxinas, como parasitos, bactérias, e fungos (BRAGA; VALLE, 2007).

Estudos estão sendo realizados empregando a esterilização através de radiação e soltura de grande quantidade de mosquitos machos estéreis em uma área demarcada. O método do inseto estéril (*sterile insect technique*), onde insetos machos são submetidos a uma dose mínima de raios gama ou raios X objetivando induzir rearranjos cromossômicos aleatórios e provocar a esterilização (BOYER, 2015). Os machos liberados acasalarão com fêmeas selvagens, diminuindo a potencialidade reprodutiva da população selvagem, ocorrendo uma diminuição da população nas gerações posteriores. Esta técnica é, dessa forma, espécie-específica e não é prejudicial ao meio ambiente (WILKE et al., 2009). Contudo, Santos et al. (2018), ressaltam que pode ocorrer substituição por população de mosquitos selvagens depois de um tempo, pois os machos "tratados" podem não ser suficientemente fortes para disputar com os insetos selvagens.

A utilização da bactéria *Wolbachia pipientis* Hertig e Wolbach, 1924, também está sendo avaliada como uma forma alternativa de controle, devido à sua capacidade de interferir na reprodução de insetos, conforme discutido por Bourtzis et al. (2013). O uso da bactéria é uma metodologia atual e tem sido usada para mudar o comportamento reprodutivo do inseto, diminuindo a capacidade de patógenos se multiplicarem no hospedeiro (BIAN et al., 2013). A

bactéria não combate o mosquito, mas debilita sua capacidade de transmissão dos vírus (BAPTISTA; TOMÉ, 2017), pois ela afeta o desenvolvimento normal do vírus no organismo dos insetos, diminuindo a replicação do vírus nos tecidos do inseto e impedindo sua transmissão. Esses efeitos ocorrem, provavelmente, devido à mudança da imunidade que a bactéria induz no mosquito e, também, da competição por nutrientes celulares, já que os dois (vírus e bactéria) habitam dentro das células (DE OLIVEIRA; MOREIRA, 2012). Assim como outras técnicas, esta também possui suas desvantagens, como as diferenças climáticas, protocolos de liberação de mosquitos, nível de urbanização e densidade humana podem afetar o potencial invasor dos insetos nos ambientes em que são soltos (SANTOS et al., 2018).

Outro método estudado é a modificação genética de populações de insetos selvagens (MCGRAW, 2013; SLATKO, 2014). Esta técnica consiste na inserção de um alelo efetor que faça o bloqueio ou redução da transmissão da doença na população selvagem (ARAÚJO et al., 2015), quando insetos-alvos acasalados com os mosquitos transgênicos, provocam declínio da população (KOKOZA, 2001). Entretanto, é necessário o uso de tecnologias de sexagem dos mosquitos, depende do protocolo de soltura e demanda produção e liberação constante de mosquitos no meio ambiente, pois, para que o transgênico consiga acasalar com as fêmeas, é necessária a liberação de uma quantidade alta deles, numa proporção de dez mosquitos transgênicos para cada mosquito selvagem (SANTOS et al., 2018).

Os métodos mais empregados para controlar as pragas, seja em áreas agrícolas ou urbanas, são os inseticidas sintéticos, porém iniciam uma série de questões ambientais e problemas relacionados à saúde (GOMES et al., 2017; MENDES et al., 2017). Sua utilização tem sido considerada cada vez mais arriscada, podendo-se citar a resistência dos insetos, a persistência de ingredientes ativos no meio ambiente e a ameaça para organismos não alvos (GOMES et al., 2017).

O controle do *A. aegypti* na fase ovo, ainda é um desafio, devido à sua capacidade de quiescência e a cutícula de cera, que se forma entre doze a treze horas depois da oviposição. Estas características atribuem aos ovos do *A. aegypti* uma tolerância às condições físicas e químicas, bem como aos inseticidas (REZENDE et al., 2008).

Apoiando-se no fato de que ovos de *A. aegypti* podem se manter viáveis por muitos meses, e, de tal modo, garantir a manutenção da espécie e transmissão dos vírus, é preciso que medidas sejam adotadas no sentido de diminuir a infestação vetorial. Portanto, interromper ou mesmo evitar o desenvolvimento embriológico do mosquito é de extrema importância no controle do vetor e, conseqüentemente, na transmissão dos vírus (AGUIAR et al., 2011).

A diminuição da efetividade do método mais comum de eliminação de mosquitos, se dá por conta da resistência genética adquirida dos mosquitos aos inseticidas (SMITH et al., 2016), porque, ao se reproduzirem, eles transmitem os alelos encarregados pela resistência a sua prole e, aos poucos, a população de insetos vai ficando mais tolerante e menos afetada pelos produtos (NICOLAU et al., 2013).

Dessa forma, inseticidas naturais alternativos, que apresentem bons resultados no combate ao mosquito e que ocasionem baixa toxicidade ao meio ambiente (SIMAS et al., 2004) e à saúde humana, vem sendo cada vez mais estudados. O uso de inseticidas botânicos pode ser vantajoso se comparado aos sintéticos. Como são resultantes de recursos renováveis e por serem um mix de vários compostos ativos atuando sinergicamente, a seleção de mosquitos resistentes pode acontecer em menor intensidade (OLIVEIRA et al., 2014).

Os estudos com os inseticidas alternativos vêm demonstrando que a integração entre todas as formas de controle é a mais aconselhável para prevenir as arboviroses que são disseminadas pelo *A. aegypti* (MANJARRES-SUAREZ; OLIVERO-VERBEL, 2013; ZARA et al., 2016).

## 2.2 A Caatinga, a Produção de Metabólitos Secundários e o Controle de Insetos

Denominada como “mata branca”, a Caatinga engloba cerca de 9% do território nacional. Destaca-se por conter espécies endêmicas do Brasil e com particularidades únicas, como a tolerância ao estresse hídrico. Devido ao estresse ambiental constante, as árvores da Caatinga desenvolveram suas próprias estratégias de sobrevivência, para garantir o fornecimento adequado de água e suavizar os efeitos danosos da seca (MESQUITA et al., 2018).

A vegetação da Caatinga é constituída principalmente por árvores baixas e arbustos profusamente ramificados, frequentemente com espinhos ou acúleos, geralmente com folhas pequenas, entremeados com plantas suculentas (geralmente cactos), e um estrato herbáceo formado por plantas anuais, bromélias terrestres e cactos rasteiros. Além disso, a vegetação é fortemente sazonal, apresentando um aspecto luxuriante na estação chuvosa, quando as árvores e arbustos apresentam folhas novas e flores em profusão. Isso contrasta fortemente com o aspecto desolador da estação seca, quando as plantas estão despidas da folhagem e quase não se nota sinal de vida (FERNANDES; QUEIROZ, 2018).



A Caatinga abriga uma elevada diversidade de animais e plantas (SILVA et al., 2017) e a heterogeneidade das condições ambientais, o que tem atraído a atenção para pesquisas, inclusive como motivo de vários debates (LIMA, 2012).

As populações da região semiárida do Brasil manifestam uma grande dependência econômica dos recursos florestais, e a vegetação da Caatinga possui um papel importante como provedora de produtos madeireiros, como a lenha, carvão, estacas e mourões (PAES et al., 2013; MEDEIROS NETO et al., 2014) e não madeireiros como, folhas, frutos e sementes, os quais possuem elevado valor para a sustentação da pecuária regional, sendo uma das indispensáveis fontes de alimento (forragem) para os animais (SILVA et al., 2012).

No entanto, práticas equivocadas como excesso de pastejo de bovinos e caprinos, provocaram desertificação em cerca de 11% da Caatinga. Além disso, a exploração madeireira para fins energéticos de indústrias e comércio, e sua conversão em zonas de produção agrícola intensiva, são as principais responsáveis pela vulnerabilidade e até o desaparecimento deste bioma (ARAÚJO FILHO, 2013; VIEIRA et al., 2015; DE ALBUQUERQUE; MELO, 2018).

A importância das plantas do bioma Caatinga têm sido confirmada e reportada diante da avaliação científica, como a atividade anti-parasitária (FRASSON, 2012), atividade antimicrobiana (SILVA et al., 2012), antioxidante (ARANDA-SOUZA, et al., 2012), antitumoral (MELO et al., 2011), anti-inflamatória (ROQUE, 2010), dentre outras. Pesquisas sobre a flora da Caatinga têm sido feitas, objetivando a extração de substâncias de plantas que possuam atividade inseticida, demonstrando resultados satisfatórios no combate ao *A. aegypti* (SILVA et al., 2014), assim como em outros insetos (BACCI et al., 2015; CAMPOS et al., 2015; SILVA, 2018).

Os inseticidas botânicos podem ser desenvolvidos a partir dos produtos bioativos sintetizados pelas plantas, oriundos do seu metabolismo secundário, sendo estes extremamente importantes para as plantas (GÓMEZ-CARAVACA et al., 2014). Eles estão distribuídos nas plantas vasculares e atuam em vários processos fisiológicos (GAUCHER et al., 2013), desempenhando funções de defesa nas plantas, neutralizando espécies reativas de oxigênio, permitindo sua sobrevivência e prevenção contra danos moleculares causados por microrganismos, insetos e animais (VÉLEZ et al., 2014; ZAKARYAN et al., 2017). Possuem também grande valor agregado do ponto de vista econômico, porque de todos os compostos identificados, poucos são aqueles que são utilizados como drogas, saborizantes, fragrâncias, inseticidas ou corantes (SPECIAN et al., 2015).

As principais classes de metabólitos secundários identificados em espécies vegetais são os compostos nitrogenados, compostos fenólicos ou fenóis e terpenos ou terpenoides. (DELBONE; LANDO, 2010).

Os óleos essenciais produzidos a partir do metabolismo secundário das plantas possuem função de defesa contra agentes patogênicos, conferem proteção contra os herbívoros e atraem polinizadores. São produtos líquidos, voláteis, lípidos e raramente coloridos, lipossolúveis e com uma densidade geralmente mais baixa que a da água. Eles podem ser sintetizados por todos os órgãos das plantas como botões, flores, folhas, caules, galhos, sementes, frutas, raízes, cascas, e são armazenados em células secretoras, cavidades, canais, células epidérmicas ou tricomas glandulares (BAKKALI et al., 2008).

Os óleos essenciais são produtos naturais extremamente complexos, que podem conter em torno de 20 a 60 componentes em concentrações variadas. Eles são caracterizados por dois ou três componentes em concentrações razoavelmente altas (20–70%) e outros componentes presentes em quantidades menores (BAKKALI et al., 2008).

Sua composição varia de hidrocarbonetos terpênicos, álcoois simples e terpênicos, aldeídos, cetonas, fenóis, ésteres, óxidos, peróxidos, furanos, ácidos orgânicos, lactonas, cumarinas, dentre outros, onde a grande maioria dos compostos é derivada de fenilpropanóides ou terpenoides, especialmente das classes dos monoterpenos e sesquiterpenos (SIMÕES et al., 2010). A composição química dos óleos essenciais é determinada por fatores genéticos, mas, outros fatores decorrentes da interação planta e ambiente, planta e micro-organismos, planta e planta, também podem gerar alterações expressivas na produção dos metabólitos secundários (MORAIS, 2009).

Já é sabido que alguns óleos essenciais de plantas não só repelem insetos, mas também apresentam ação inseticida por meio do contato direto ou pelas vias respiratórias dos mesmos (CORRÊA; SALGADO, 2011; AVELINO et al., 2019). A exemplo de estudos com o gênero *Croton* (CRUZ et al., 2015; CARVALHO et al., 2015; ANJOS et al., 2018).

### 2.3. Gênero *Croton* Linnaeus (Família Euphorbiaceae)

As espécies da família Euphorbiaceae estão distribuídas principalmente nas regiões tropicais do planeta, em especial nos continentes americano e africano, com poucos indivíduos inseridos nas regiões temperadas. Com um total de 8.000 espécies e distribuídas em 317 gêneros, a família divide-se ainda em 49 tribos e cinco subfamília (TRINDADE, 2015). No Brasil ocorrem 63 gêneros e cerca de 940 espécies, presentes na maioria dos

biomas, sendo 638 espécies consideradas endêmicas para o país (CORDEIRO et al., 2015). A família Euphorbiaceae caracteriza-se pela morfologia variada, sendo árvores, arbustos, ervas ou lianas, com látex ou não (JUDD et al., 2009).

Plantas desta família possuem interesse econômico, pois são utilizadas como ornamentais, nas indústrias alimentícias, cosmética e medicinal (STEINMANN, 2002). Na ornamentação podem-se citar a caracasana (*Euphorbia cotinifolia* L.), os candelabros (*Euphorbia ingens* E. Mey. ex Boiss., *E. trigona* Miller e *E. lactea* Haw.) (SOUZA; LORENZI, 2008), o bico-de-papagaio (*Euphorbia pulcherrima* Willd. ex Klotzsch.), a coroa-de-cristo (*Euphorbia milii* Des Moulins), que é utilizada como cerca-viva. A mandioca, (*Manihot esculenta* Crantz) rica em carboidratos é utilizada na alimentação humana e animal (FIALHO; VIEIRA, 2011) bem como as folhas da espécie *Cnidioscolus chayamansa* Mc Vaugh (JUDD et al., 2009), a mamoma (*Ricinus communis* L.) possui sementes ricas em óleo e tem ampla aplicação industrial e medicinal (SEVERINO et al., 2006; SOUZA; LORENZI, 2008).

A seringueira (*Hevea brasiliensis* Muell. Arg.), é a matéria prima para a produção da borracha natural (BICALHO et al., 2008). No Cerrado a espécie *Croton antisiphiliticus* Mart. é utilizada como anti-sifilítica, antiinflamatória, antireumática, e contra úlceras e eczemas (RODRIGUES; CARVALHO, 2001; VILA VERDE et al., 2003).

O gênero *Croton*, com aproximadamente 1.200 espécies, é o segundo maior da família Euphorbiaceae (BERRY et al., 2005), sendo no Brasil 350 espécies existentes representado nos mais variados ambientes, havendo dominância de espécies nas regiões Sudeste e Nordeste do país (CORDEIRO et al., 2015).

O gênero foi nomeado por Linnaeus em 1753 ao descrever 13 espécies da Ásia e África na primeira edição de *Species Plantarum*. Após isso, o gênero recebeu atenção de diversos estudiosos, destacando-se Webster (1992, 1993, 1994) que sugeriu a classificação infragenérica mais atual para o gênero (SILVA et al., 2009).

Dentre as principais características do gênero *Croton* estão as inflorescências, flores femininas com pétalas reduzidas, látex não-leitoso, estames encurvados no botão e indumentos do tipo estrelados, escamiformes ou simples (LIMA et al., 2006). Nectários extraflorais nas folhas também são comumente utilizados na identificação do *Croton* (CARUZO et al., 2011).

As espécies do gênero podem ser encontradas como árvores, arbustos, sub-arbustos, ervas e raramente lianas. As folhas exibem indumento piloso, pode ser inteiras ou raramente trilobadas, com estípulas, especialmente nos ramos novos (ANGÉLICO, 2011).

A maioria das espécies do gênero *Croton* produz óleos essenciais, que apresentam atividades importantes à sua sobrevivência, como mecanismos de adaptação às variações climáticas e de proteção contra herbívoros e patógenos. Além disso, estes óleos apresentam efeitos medicinais para os seres humanos (HUANG et al., 2013).

Algumas espécies de *Croton* podem conter látex, que comumente é viscoso e de cor vermelha (SALATINO et al., 2007). Geralmente, a seiva vermelha, vulgarmente conhecida como “sangue do dragão” ou “sangre de gadro”, é obtido através de cortes na superfície da casca de várias espécies de *Croton*, como *Croton lechleri* Müll. Arg., *Croton palanostigma* Klotzsch, *Croton draconoides* Müll.Arg. e *Croton urucurana* Baill. Esse látex é empregado por indígenas da Amazônia e de outros lugares para promover a cicatrização de feridas (GUPTA et al., 2008).

Os efeitos antimicrobiano, inseticida e antioxidante de espécies de *Croton* já foram verificados (QUEIROZ et al., 2014; WIJESUNDARA et al., 2016) e são atribuídos à composição química dos seus óleos essenciais. Ainda que a maioria das espécies da família Euphorbiaceae sejam plantas não conhecidas como aromáticas, determinadas espécies de *Croton* possuem óleos voláteis. Algumas espécies não foram relatadas como portadoras de óleos voláteis, ainda que fossem encontrados na sua composição química sesquiterpenos, frequentemente encontrados em espécies produtoras de óleos essenciais (SALATINO et al., 2007).

Diferentes classes químicas de compostos foram constatadas em espécies de *Croton*, como terpenoides e fenilpropanoides, que provavelmente estão ligadas às atividades biológicas comprovadas para essas espécies (AGUIAR et al., 2016). A presença de alcalóides, proantocianidinas, flavonóides e demais substâncias fenólicas também já foram detectadas nessas espécies (SALATINO et al., 2007).

Os óleos voláteis de *Croton* exibem uma variação muito grande na sua composição química. Salatino et al. (2007) classificaram o *Croton* em dois grupos, um que apresenta terpenoides (monoterpenos e sesquiterpenos) e fenilpropanóides, e o outro que apresenta apenas terpenoides.

Fenilpropanoides como anetol e eugenol, e terpenoides como ascaridol, linalol, cânfora, biciclogermacreno, 1,8 cineol, limoneno,  $\alpha$  e  $\beta$ -felandreno, copaeno, p-cimeno e  $\alpha$ -pineno são substâncias presentes em altas concentrações nos óleos essenciais do gênero *Croton* (DE LIMA et al., 2013; SANTOS et al., 2014).

As espécies de *Croton* que possuem na sua composição química o espatulenol e o óxido de cariofileno, podem impedir que algumas espécies de fungos filamentosos se desenvolvam

(WENQIANG et al., 2006), o biciclogermacreno, o  $\alpha$ -pineno e  $\beta$ -cariofileno têm sido relatados por exibirem atividade antimicrobiana (RAMOS et al., 2013). No entanto, apesar do biciclogermacreno ser o principal componente de muitos óleos essenciais do gênero *Croton*, ainda são escassas as evidências sobre sua atividade biológica (ARAÚJO et al., 2014). De acordo com Ramos et al. (2013), apesar dos efeitos biológicos dos óleos essenciais estarem na maioria das vezes associados ao componente majoritário, ele isoladamente pode não ser o responsável pela atividade biológica. O efeito pode ser conferido a um constituinte presente em menor proporção ou ao sinergismo entre os compostos presentes no óleo (SIMÕES et al., 2009).

Devido à sua diversidade de constituintes químicos propriedades biológicas relevantes, as espécies de *Croton* têm atraído a atenção dos pesquisadores (XU et al., 2018). Vários estudos desenvolvidos com o gênero *Croton* têm demonstrado o seu potencial inseticida (ANJOS et al., 2018; LIMA et al., 2016; SINGHA et al., 2011; VONGSOMBATH et al., 2012). Carvalho et al. (2015) realizaram experimentos para avaliar a toxicidade do hidrolato das folhas de *Croton tetradenius* Baillon, sobre larvas de terceiro instar de *A. aegypti*, comprovando seu potencial inseticida da espécie no controle das larvas.

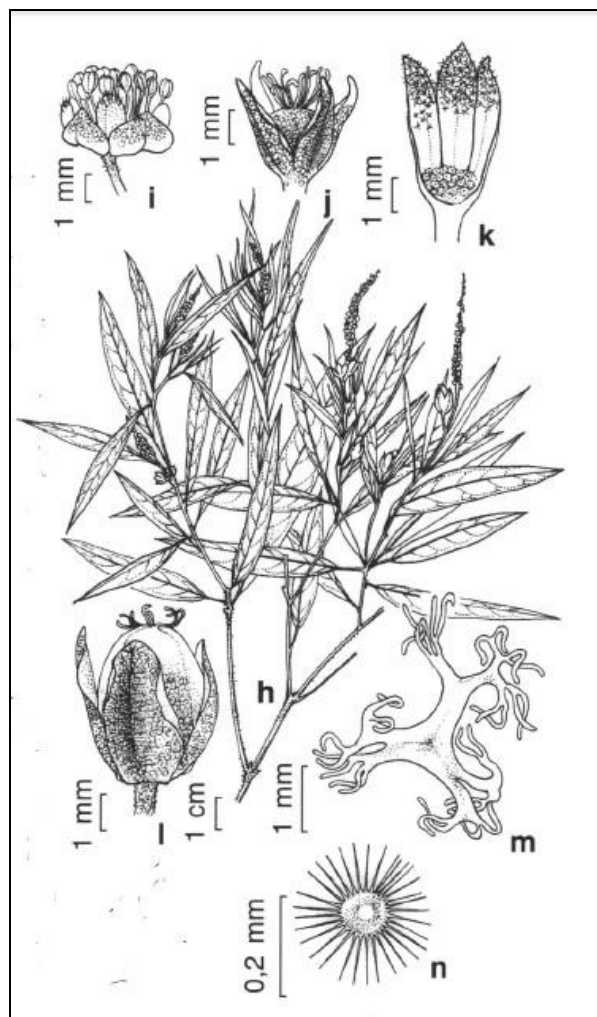
O óleo essencial das folhas de *Croton zehntneri* apresentou atividade inibitória da oviposição de fêmeas do *A. aegypti* e os principais compostos químicos identificados nessa espécie foram o  $\alpha$ -pineno, o  $\beta$ -felandreno e o  $\beta$ -cariofileno (MORAIS et al., 2006).

Anjos et al. (2018) avaliaram a atividade larvicida do óleo essencial obtido das partes aéreas de *Croton tetradenius* sobre o *A. aegypti* e verificaram que o mesmo apresentou resultados positivos, podendo ser utilizado em programas de controle integrado para este vetor. Os mesmos autores afirmaram também que o efeito tóxico deve levar em consideração o período da coleta, corroborando com Brooker e Kleinig (2006), que observaram que a bioatividade dos óleos essenciais varia de acordo com o tipo e natureza do constituinte e sua concentração individual. Assim como a espécie, a estação, a localização, o clima, o tipo de solo, a idade das folhas, o regime de fertilidade, o método de secagem das plantas e o método de extração influenciam nas atividades biológicas dos óleos essenciais e extratos obtidos de plantas.

### 2.3.1 *Croton argyrophyllus* Kunth

O *Croton argyrophyllus* (Figura 2), denominado popularmente de velame falso, marmeleiro ou sacatinga, é um arbusto que pode variar de 1 a 4 metros de altura, possui ramos

verde-prateados, folhas simples amareladas, prateadas na parte abaxial, oblongas a ovais triangulares, semente lisa, elipsóides e amarronzadas e fruto amarelo (SILVA et al., 2009). Distribuído na porção norte da América do Sul (Bolívia, Colômbia, Paraguai e Venezuela) e no Brasil (Alagoas, Bahia, Ceará, Paraíba, Pernambuco, Piauí, Roraima, Rondônia e Sergipe), sua ocorrência se dá especialmente em ambientes do semi-árido, sobre solos arenosos ou pedregosos, em vegetação semi-decidual a decidual. Em Pernambuco foi encontrado formando amplas populações na zona fitogeográfica das Caatingas (Agreste e Sertão), em vegetação de caatinga sobre solo arenoso ou pedregoso (SILVA et al., 2010).



**Figura 2.** h-n. *Croton argyrophyllus* - h. ramo; i. flor estaminada; j. flor pistilada; k. 1, fruto; m. estiletes; η. tricoma (W. Andrade et al. 267). o-t. *Croton* estaminada; r. flor pistilada; s. gineceu h-n. *Croton argyrophyllus* - h. ramo; i. flor estaminada; j. flor pistilada; k. 1, fruto; m. estiletes; η. tricoma (W. Andrade et al. 267). o-t. *Croton* estaminada; r. flor pistilada; s. gineceu. t – fruto (Santos s/n UFP 39344). Fonte: Adaptada de Silva et al. O gênero *Croton* (Euphorbiaceae) na microrregião do Vale do Ipanema, Pernambuco, Brasil. Rodriguésia, (2009).

*C. argyrophyllus* contém compostos fenólicos que estão presentes em partes distintas do vegetal, como os flavonoides e acredita-se que esses compostos exerçam proteção dos tecidos da planta contra danos, como o ataque de insetos e demais organismos, assim como a defesa contra a ação dos raios ultravioleta (VIZZOTTO et al., 2010).

Morais et al. (2006), realizaram estudos para avaliar a veracidade destes efeitos, identificando a atividade antioxidante na casca de *C. argyrophyllus*. Esta atividade foi atribuída à presença de  $\alpha$ -pineno,  $\beta$ -cariofileno e 1,8 cineol. O biciclogermacreno é um dos principais componentes encontrados em óleos essenciais obtidos das folhas de *C. argyrophyllus* (ASCARI et al., 2019).

Araújo et al. (2014), avaliando a composição química do óleo essencial obtido das folhas de *C. argyrophyllus*, encontraram o biciclogermacreno como o componente principal, seguido de  $\beta$ -elemeno,  $\beta$ -cariofileno e o espatulenol. Brito et al. (2018), também encontraram o biciclogermacreno como componente majoritário do óleo essencial das folhas de *C. argyrophyllus*. Entretanto, Cruz et al. (2017), ao analisarem o óleo essencial também das folhas de *C. argyrophyllus*, encontraram como componente majoritário o espatulenol, seguido por  $\beta$ -cariofileno,  $\alpha$ -pineno (14,07%) e por fim, o biciclogermacreno.

Estudos realizados com o óleo essencial da *C. argyrophyllus* também evidenciaram atividades biológicas como o efeito anti-inflamatório e antioxidante (RAMOS et al., 2013), antiproliferativo, antidiabético e antitumoral (ARAÚJO et al., 2014).

Cruz et al. (2015) avaliaram a bioatividade do resíduo aquoso e do hidrolato obtidos das folhas secas de *C. argyrophyllus* Kunth, sobre larvas do *A. aegypti*. Estas, expostas por 24 horas ao resíduo aquoso e ao hidrolato, ocasionaram 53,3% e 52,5% de mortalidade larval, respectivamente, comprovando assim a sua toxicidade sobre o *A. aegypti*.

Em outro estudo desenvolvido por Cruz et al. (2017), o óleo essencial obtido das folhas de *C. argyrophyllus* foi tóxico para larvas e adultos fêmeas do *A. aegypti*, apresentando também baixa toxicidade sobre *Mus musculus* Linnaeus, 1758, confirmando o seu potencial para ser utilizado em programas de controle integrado do *A. aegypti*.

### 3 REFERÊNCIAS

AGUIAR, D. L. **The use of essential oils as an alternative technology to synthetic insecticides for controlling of *Aedes aegypti* (DIPTERA: CULICIDAE)**. 2011. 57 f. Dissertação (Mestrado em Tecnologia Ambiental) - Universidade Estadual da Paraíba, Campina Grande, 2011.

AGUIAR, F. L. L.; MORAIS, S. M.; SANTOS, H. S.; ALBUQUERQUE, M. R. J. R.; BANDEIRA, P. N.; BRITO, E. H. S.; ROCHA, M. F. G.; FONTENELLE, R. O. S. Antifungal activity and synergistic effect of acetophenones isolated from species *Croton* against dermatophytes and yeasts. **Journal of Medicinal Plants Research**, v. 10, p. 216–222, 2016.

DE ALBUQUERQUE U. P.; MELO F. P. L. Socioecologia da Caatinga. **Ciência e Cultura**, v. 70, n. 4, p. 40-44, 2018.

ALI, B.; AL-WABEL N. A.; SHAMS S.; AHAMAD A.; KHAN S, A.; ANWAR F. Essential oils used in aromatherapy: a systemic review. **Asian Pacific Journal of Tropical Biomedicine**, v. 5, n. 8, p. 601-611, 2015.

ALMEIDA, A. P.; GONÇALVES, Y. M.; NOVO, M. T.; SOUSA, C. A.; MELIM, M.; GRACIO, A. J. Vector monitoring of *Aedes aegypti* in the Autonomous Region of Madeira, Portugal. **Weekly releases**, n. 12, v. 46, p. 3311, 2007.

ALMEIDA, G.; PAULO, A. Os Mosquitos (Diptera, Culicidae) e a Sua Importância Médica em Portugal. **Acta Medica Portuguesa**, v. 24, n. 6, 2011.

ANGÉLICO, E. C. **Avaliação das Atividades Antibacteriana e Antioxidante de *Croton heliotropifolius* Kunt e *Croton blanchetianus* Baill.** 2011, 24 f. Dissertação (Mestrado em Zootecnia). Universidade Federal de Campina Grande- UFCG. Patos-PB, 2011

ANJOS, Q. Q. A.; SILVA, S. L.; SILVA, D. C.; GUALBERTO, S. A.; SANTOS, F. R.; CARVALHO, M. G.; SOUSA, D. L. Composição química do óleo essencial da parte aérea de *Croton tetradenius* (Euphorbiaceae) e a sua bioatividade sobre o *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae), em relação a diferentes períodos de coleta. **Periódico Tchê Química**, v. 15, n. 30, p. 364-379, 2018.

ARANDA-SOUZA, M. A.; SOUZA, R. M.; SILVA JÚNIOR, C. A.; SILVA, L. C. N.; PEREIRA, D. S. T.; SILVA, M. V.; CORREIA, M. T. S. Antioxidant potential and total phenolic content of leaf extracts from *Parkinsonia aculeata* L. cultivated in Brazilian Caatinga biome. **Current Topics in Phytochemistry**, v. 11, p. 95-101, 2012.



ARAÚJO FILHO; J. **Manejo Pastoril Sustentável da Caatinga**. Projeto Dom Helder Câmara, 2013.

ARAÚJO H. R. C.; CARVALHO D. O.; IOSHINO R. S.; COSTA-DA-SILVA A. L.; CAPURRO M. L.; **Insects**, v. 6, n. 2, p. 576–594, 2015.

ARAÚJO S. S.; SANTOS M. I. S.; DIAS A. S.; FERRO J. N. S.; LIMA R. N.; BARRETO E.O.; CORRÊA C.B.; ARAÚJO B.S.; LAUTON-SANTOS S.; SHAN A. Y. K.; ALVES P. B.; SANTANA A.E.G.; ANTONIOLLI A.R.; ESTEVAM C.S. Chemical composition and cytotoxicity analysis of the essential oil from leaves of *Croton argyrophyllus* kunth. **Journal of Essential Oil Research**, v. 26, n.6, p. 446-451, 2014.

ASCARI, J.; DE OLIVEIRA, M. S.; NUNES, D. S.; GRANATO, D.; SCHARF, D. R.; SIMIONATTO, E.; M. OTUKID B.SOLEY, HEIDEN, G. Chemical composition, antioxidant and anti-inflammatory activities of the essential oils from male and female specimens of *Baccharis punctulata* (Asteraceae). **Journal of ethnopharmacology**. v. 234, p. 1-7, 2019.

AVELINO, L. D.; PORTELA, G. L. F.; GIRÃO FILHO, J. E.; DE MELO JUNIOR, L. C. Repelência de óleos essenciais e vegetais sobre pulgão-preto *Aphis craccivora* Koch na cultura do feijão-fava (*Phaseolus lunatus* L.). **Revista Verde de Agroecologia e Desenvolvimento Sustentável**, v. 14, n. 1, 21-26, 2019.

BACCI, L.; LIMA, J.K.; ARAUJO, A. P. A.; BLANK, A. F.; SILVA, I. M. A.; SANTOS, A. A.; SANTOS, A. C. C.; ALVES, P. B.; PICANCO, M. C. Toxicity, behavior impairment, and repellence of essential oils from pepper-rosmarin and patchouli to termites. **Entomologia Experimentalis et Applicata**. v. 156, p. 66-76, 2015.

BAKKALI, F.; AVERBECK S.; AVERBECK D.; IDAOMAR M. Biological effects of essential oil: a review. **Food and Chemical Toxicology**, v. 46, n. 2, p. 446-75, 2008.

BAPTISTA, G. M.; THOMÉ, R. C. A. O uso da *Wolbachia* como agente de controle biológico no *Aedes aegypti*. **Proceeding Series of the Brazilian Society of Computational and Applied Mathematics**, v. 5, n. 1, 2017.

BERRY, P. E.; HIPPI, A. L.; WURDACK, K. J.; VAN EE, B. W. RIINA, R. Molecular phylogenetics of the giant genus *Croton* and tribe Crotonaeae (Euphorbiaceae sensu stricto) using ITS and *trnL-trnF* sequence data. **American Journal of Botany**, v. 92, p.1520–1534, 2005.

BESERRA, E. B.; FERNANDES, C. R. M.; RIBEIRO, P. S. Relação entre densidade larval e ciclo de vida, tamanho e fecundidade de *Aedes* (*Stegomyia*) *aegypti* (L.) (Diptera: Culicidae) em laboratório. **Neotropical Entomology**, v. 38, n. 6, p. 847-852, 2009a.

BESERRA, E. B.; FREITAS, E. M.; SOUZA, J. T.; FERNANDES, C. R. M.; SANTOS, K. D. Ciclo de vida do *Aedes aegypti* em águas com diferentes características. **Iheringia, Série Zoologia**, v. 99, n. 3, p. 281-285, 2009b.

BESERRA, E. B.; FERNANDES, C. R.; SOUSA, J. D.; FREITAS, E. D. SANTOS, K. D. Efeito da qualidade da água no ciclo de vida e na atração para oviposição de *Aedes aegypti* (L.) (Diptera: Culicidae). **Neotropical Entomology**, v. 39, n. 6, p. 1016-1023, 2010.

BFG - The Brazil Flora Group. Brazilian Flora 2020: Innovation and collaboration to meet Target 1 of the Global Strategy for Plant Conservation (GSPC). **Rodriguésia**, v. 69, n. 4, 1513-1527, 2018.

BIAN, G.; JOSHI, D.; DONG, Y.; LU, P.; ZHOU, G.; PAN, XUY.; DIMOPOULOS G.; XI Z. *Wolbachia* invades *Anopheles stephensi* populations and induces refractoriness to Plasmodium infection. **Science**, v. 340, n. 6133, p.748–751, 2013.

BICALHO, K. C.; OLIVEIRA, L E. M.; SANTOS, J. B; MESQUITA, A. C.; MENDONÇA, E. G. Similaridade genética entre clones de seringueira (*Hevea brasiliensis*), por meio de marcadores RAPD. **Ciência e agrotecnologia**, v. 32, n. 5, 2008.

BIGHETTI E. J.; SOUZA-BRITO A. R.; DE FARIA E. C.; OLIVEIRA H. C. Chronic treatment with bark infusion from *Croton cajucara* lowers plasma triglyceride levels in genetic hyperlipidemic mice. **Canadian Journal of Physiology and Pharmacology**, v. 82, p. 387–392, 2004.

BOURTZIS K.; DOBSON S. L.; XI Z.; RASGON J. L.; CALVITTI M.; MOREIRA L. A.; BOSSINH. C.; MORETTI R.; BATON L. A.; HUGHES G. L.; MAVINGUI P.; GILLES J. R. L. **Acta Tropica**, v. 132, p. 150-163, 2013.

BOYER, S.; **Medecine tropicale: revue du Corps de sante colonial**, v. 72, p. 60-62, **2012**.

BRAGA, I. A.; VALLE, D. *Aedes aegypti*: inseticidas, mecanismos de ação e resistência. **Epidemiologia e Serviços de Saúde**, v. 16, n. 4, p. 279-293, 2007.

BRASIL, D. D. S. B.; MULLER, A. H.; GUILHON, G. M. S.; ALVES, C. N.; ANDRADE, E. H. A.; SILVA, J. K. R. D.; MAIA, J. G. Essential oil composition of *Croton palanostigma* Klotzsch from north Brazil. **Journal of the Brazilian Chemical Society**, v. 20, n. 6, p. 1188-1192, 2009.

BRITO S. S. S.; SILVA F.; MALHEIRO R.; BAPTISTA P.; PEREIRA J. A. *Croton argyrophyllus* Kunth and *Croton heliotropiifolius* Kunth: Phytochemical characterization and bioactive properties. **Industrial Crops and Products**, v. 113, p. 308-315, 2018.

BROOKER M. I. H.; KLEINIG D. A. Field guide to *Eucalyptus*. v.1, n. 3, **Bloomings, Melbourne**, 2006.

BUSATO, M. A.; CORRALO, V. S.; GUARDA, C.; ZULIAN, V. LUTISKIN, J. A.; BORDIN, S. M. S. Evolução da infestação por *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae) nos municípios do oeste do estado de Santa Catarina. **Revista de Saúde Pública**, v. 7, n. 2, p. 107-118, 2014.

CAMPOS, R.N.; LIMA, C.B.N.; OLIVEIRA, A.P.; ARAUJO, A.P.A.; BLANK, A.F.; ALVEZ, P.B.; LIMA, R.N.; ARAUJO, V.A.; SANTANA, A.L. Acaricidal properties of vetiver essential oil from *Chrysopogon zizanooides* (Poaceae) against the tick species

*Amblyomma cajennense* and *Rhipicephalus microplus* (Boophilus) *microplus* (Acari: Ixodidae). **Veterinary Parasitology**, v. 212, p. 324-330, 2015.

CARNEIRO, F. M.; SILVA, M. J. P.; BORGES, L. L.; ALBERNAZ, L. C.; COSTA, J. D. P. Tendências dos estudos com plantas medicinais no Brasil. **Revista Sapiência: Sociedade, Saberes e Práticas Educacionais**, v. 3, n. 2, p. 44-75, 2014.

CARUZO, M. B. R.; VAN E. E, B. W.; CORDEIRO, I.; BERRY, P. E.; RIINA, R. **Molecular Phylogenetics and Evolution**, v. 60, p. 193, 2011.

CAVALCANTE, A. C. P. ; SILVA, A. G. Levantamento etnobotânica e utilização de plantas medicinais na comunidade Moura, Bananeiras-PB. **REMOA**-v. 14, n. 2, p. 3225 –3230, 2014.

CARVALHO, K. S.; CRUZ, R. C. D.; SILVA, S. L. C.; GUALBERTO, S. A. Atividade larvicida dos extratos aquosos e do hidrolato das folhas de *Croton tetradenius* sobre o *Aedes aegypti*. **Enciclopédia Biosfera**, v.11 n.21; p. 2908, 2015.

CDC, CENTERS OF DISEASE CONTROL AND PREVENTION. **Dengue**. USA, 2014. Disponível em: <https://www.cdc.gov/dengue/epidemiology/index.html>. Acesso em: 18/06/2018.

COBELLIS, G.; ACUTI G.; FORTE C.; MENGHINI L.; DE VINCENZI S.; ORRÙ M.; VALIANI A.; PACETTI D.; TRABALZA-MARINUCCI M. Use of *Rosmarinus officinalis* in sheep diet formulations: Effects on ruminal fermentation, microbial numbers and in situ degradability. **Small Ruminant Reseach**, v. 126, p.10-18, 2015.

CONSOLI, R. ; OLIVEIRA, R. L. **Principais mosquitos de importância sanitária no Brasil**. Editora Fiocruz, 1994. 225 p.

CORDEIRO I.; SECCO R.; CARNEIRO-TORRES D. S.; LIMA L. R DE; CARUZO M. B. R.; BERRY P.; RIINA R.; SILVA O. L. M.; SILVA M. J. D. A.; SODRÉ R. C. *Croton*. In: Lista de Espécies da Flora do Brasil. Jardim Botânico do Rio de Janeiro, 2015. Disponível em:<http://floradobrasil.jbrj.gov.br/jabot/FichaPublicaTaxonUC/FichaPublicaTaxonUC.do?id=FB54533>, Acesso em: 30/06/ 2018.

CORRÊA, J. C. R.; SALGADO, H. R. N. Atividade inseticida das plantas e aplicações: revisão. **Revista Brasileira de Plantas Medicinais**, v. 13, n. 4, p. 500-506, 2011.

COSTA, M. A. R. **A Ocorrência do *Aedes aegypti* na Região Noroeste do Paraná: um estudo sobre a epidemia da dengue em Paranavaí – 1999, na perspectiva da Geografia Médica**. 2001. 214 p. Dissertação (Mestrado em Institucional em Geografia). Universidade Estadual Paulista - Faculdade Estadual de Educação Ciências e Letras de Paranavaí, Presidente Prudente, 2001.

CRUZ, R. C. D.; CARVALHO, K. S.; SILVA, S. L. C. E.; GUALBERTO, S. A. Avaliação da atividade larvicida dos extratos aquosos e do hidrolato obtido das folhas de *Croton argyrophyllus* sobre o *Aedes aegypti*. **Enciclopédia Biosfera**, v. 11, p. 2835-2841, 2015.

CRUZ R. C. D.; SILVA S. L. C. E.; SOUZA I. A.; GUALBERTO S. A.; CARVALHO K. S.; SANTOS F. R.; CARVALHO M. G. Toxicological evaluation of essential oil from the

leaves of *Croton argyrophyllus* (Euphorbiaceae) on *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae) and *Mus musculus* (Rodentia: Muridae). **Journal of medical entomology**, v. 54, n. 4, p. 985-993, 2017.

DEGALLIER, N.; FAVIER, C.; MENKES, C.; LENGAINNE, M.; RAMALHO, W. M.; SOUZA, R. G.; SERVAIN, J.; BOULANGER, J.-P. Toward an early warning system for dengue prevention: modeling climate impact on dengue transmission. **Climatic Change**, v. 98, n. 3-4, p. 581-592, 2010.

DELBONE, C. A.C.; LANDO, R. L. **Importância ecológica e evolutiva dos principais grupos de metabólitos secundários nas espécies vegetais**. Congresso de Educação do Norte Pioneiro. 10ª edição, 2010.

DE LIMA G. P. G.; DE SOUZA T. M.; FREIRE G. P.; FARIAS D. F.; CUNHA A. P.; RICARDO N. M. P. S.; DE MORAIS S. M.; CARVALHO A. F. U. Further insecticidal activities of essential oils from *Lippia sidoides* and *Croton* species against *Aedes aegypti* L. **Parasitology Research**, v. 112, p. 1953-1958, 2013.

DE OLIVEIRA, C. D.; MOREIRA, L. A. Uso de *Wolbachia* no Controle Biológico. **Tópicos Avançados em Entomologia Molecular** Instituto Nacional de Ciência e Tecnologia em Entomologia Molecular INCT - EM - 2012.

DIAS, C. N.; MORAES, D. F. C. Essential oils and their compounds as *Aedes aegypti* L. (Diptera: Culicidae) larvicides: review. **Parasitology Research**, v. 113, n.2, p. 565- 592, 2014.

DONALISIO, M. R.; FREITAS, A. R. R.; VON ZUBEN, A. P. B. Arboviroses emergentes no Brasil: desafios para a clínica e implicações para a saúde pública. **Revista de Saúde Pública**, v. 51, p. 1-6, 2017.

FERNANDES, M. F.; QUEIROZ, L. P. DE. Vegetação e flora da Caatinga. **Ciência e Cultura**, v. 70, n. 4, p. 51-56, 2018.

FERREIRA A. C.; NETO F. C.; MONDINI A. Dengue em Araraquara, SP: epidemiologia, clima e infestação por *Aedes aegypti*. **Revista de Saúde Pública**, v. 52, n. 18, 2018.

FIALHO, J. F.; VIEIRA, E. A. **Mandioca no Cerrado: orientações técnicas**. Planaltina, DF: Embrapa Cerrados, 2011.

FRANÇA G. V. A.; PEDI V. D.; GARCIA M. H. DE O.; CARMO G. M. I.; LEAL M. B.; GARCIA L. P. Síndrome congênita associada a infecção pelo vírus zika em nascidos no Brasil: Descrição da distribuição dos casos notificados e confirmados em 2015, 2016. **Epidemiologia e Serviços de Saúde**, v. 27, n. 2, 2018.

FORATTINI, O. P. **Culicidologia Médica**. 1 ed. São Paulo, Brasil, 864 p, 2002.

FRASSON, A. P.; SANTOS, O.; DUARTE, M.; TRENTIN, D. S.; GIORDANI, R. B.; SILVA, A. G.; SILVA, M. V.; TASCIA, T.; MACEDO, A. J. First report of anti-*Trichomonas vaginalis* activity of the medicinal plant *Polygala decumbens* from the Brazilian semi-arid region, Caatinga. **Parasitology Research**, v. 110, p. 2581-2587, 2012.

FUNDAÇÃO NACIONAL DE SAÚDE. **Dengue, instruções para pessoal de combate ao vetor**: Manual de normas técnicas. 3ª ed. Brasília: Ministério da Saúde, FUNASA; 2001.

GARCEZ, W. S.; GARCEZ, F. R.; SILVA, L. M. G. E. Substâncias de origem vegetal com atividade larvicida contra *Aedes aegypti*. **Revista Virtual de Química**, v. 5, n. 3, p. 363-393, 2013.

GAUCHER, M.; DUGÉ DE BERNONVILLE T.; LOHOU D.; GUYOT S.; GUILLEMETTE T.; BRISSET M. N.; DAT J. F. Histolocalization and physico-chemical characterization of dihydrochalcones: Insight into the role of apple major flavonoids. **Phytochemistry**, v. 90, p. 78-89, 2013.

GERIS R.; RIBEIRO P. R.; BRANDÃO M. S.; SILVA H. H. G.; SILVA I. G. Bioactive natural products as potential candidates to control *Aedes aegypti*, the vector dengue e. In: Atta-ur-Rahman, FRS (Org). **Studies in Natural Products Chemistry**, v. 37, p. 277-377, 2012.

GLORIA-SORIA A.; LIMA A.; LOVIN D. D.; CUNNINGHAM J. M.; SEVERSON D. W.; POWELL J. R. **The American Journal of Tropical Medicine and Hygiene**, v. 98, n. 2, p. 445-452, 2018.

GOLDANI, L. Z. Yellow fever outbreak in Brazil. **The Brazilian Journal of Infectious Diseases**, v. 21, p. 123-124, 2017.

GOMES, A. R.; JUSTINO, C.; ROCHA-SANTOS, T.; FREITAS, A. C.; DUARTE, A. C.; PEREIRA, R. Review of the ecotoxicological effects of emerging contaminants to soil biota. **Journal of Environmental Science and Health**, v. 52, n. 10, p. 992-1007, 2017.

GOMES, F. B. C. *Aedes aegypti*. **Estudo Técnico**, 2016.

GÓMEZ-CARAVACA, A. M; VERARDO V.; SEGURA-CARRETERO A.; FERNÁNDEZ-GUTIÉRREZ A.; CABONI M. F. Phenolic Compounds and Saponins in Plants Grown Under Different Irrigation Regimes. In: **Polyphenols in Plants**. Elsevier, p. 37-52, 2014.

GOVINDARAJAN R.; VIJAYAKUMAR M.; RAO C. V.; PUSHANGADAN P.; ASARE-ANANE H.; PERSAUD S.; JONES P.; HOUGHTON P. J. Antidiabetic activity of *Croton klotzchianus* in rats and direct stimulation of insulin secretion *in vitro*. **Journal of Pharmacy and Pharmacology**, v. 60, p. 371-376, 2008.

GUBLER, D. J. Dengue, urbanization and globalization: the unholy trinity of the 21st century. **Tropical Medicine and Health**, v. 39, n. 4, p. 3-11, 2011.

GUPTA D.; BLEAKLEY B.; GUPTA R. K. Sangue de dragão: botânica, química e usos terapêuticos. **Journal of Ethnopharmacology**, n. 115, p. 361-380, 2008.

HIGA, Y. Dengue vectors and their spatial distribution. **Tropical medicine and health**, v. 39, n. 4, p. 17-27, 2011.

HONÓRIO, A. N.; CAMARA, D. C. P.; BRASIL, P. Chikungunya: uma arbovirose em estabelecimento e expansão no Brasil. **Cadernos de Saúde Pública**, v. 31, n. 5, p. 906 -908,

2015.

HUANG, C.C.; CHEN, Y.M.; WANG, D.C.; CHIU, C.C.; LIN, W.T.; HUANG, C.Y.; HSU, M.C. Cytoprotective Effect of American Ginseng in a Rat Ethanol Gastric Ulcer Model. **Molecules**, v. 19, n. 1, p. 316-326, 2013.

JUCÁ T. L.; RAMOS M. V.; MORENO F. B. M. B.; MATOS M. P. V.; MARINHO-FILHO J. D. B.; MOREIRA R. A.; MOREIRA A. C. O. M. Insights on the Phytochemical Profile (Cyclopeptides) and Biological Activities of *Calotropis procera* Latex Organic Fractions. **The Scientific World Journal**, p. 9, 2013.

JUDD W. S.; CAMPBELL C. S.; KELLOGG E. A.; STEVENS P. F. Plant Systematics. A phyllogenetic approach. Sinauer Associates, Inc. Publ. Massachusetts, Massachusetts. 464p., 2009.

JULANDER, J. G. Experimental therapies for yellow fever. **Antiviral Research**, v. 97, p. 169-79, 2013.

KAMANULA, J. F.; BELMAIN, S. R.; HALL, D. R.; FARMAN, D. I.; GOYDER, D. J.; MVUMI, B. M.; MASUMBU, F. F.; STEVENSON, P. C. Chemical variation and insecticidal activity of *Lippia javanica* (Burm. f.) Spreng essential oil against *Sitophilus zeamais* Motschulsky. **Industrial Crops and Products**, v. 110, p. 75-82, 2017.

KOKOZA V.; AHMED A, WIMMER EA, RAIKHEL AS. Efficient transformation of the yellow fever mosquito *Aedes aegypti* using the *piggy Bac* transposable element vector pBac[3xP3-EGFP afm]. **Insect Biochemistry and Molecular Biology**, v. 31, n. 12, p. 1137-1143, 2001.

KRAEMER, M. U. G.; SINKA, M. E.; DUDA, K. A.; MYLNE, A. Q. N.; SHEARER F. M.; BARKER, C. M.; MOORE, C. G.; CARVALHO, R. G.; COELHO, G. E.; BORTEL, W. V.; HENDRICKX, G.; SCHAFFNER, F.; ELYAZAR, I. R. F.; TENG, H. J.; BRADY, O. J.; MESSINA, J. P.; PIGOTT, D. M.; SCOTT, T. W.; SMITH, D. L.; WINT, G. R. W.; GOLDING, N.; HAY, S. I. The global distribution of the arbovirus vectors *Aedes aegypti* and *Ae albopictus*. **eLife**, p. 1-18, 2015.

LIMA, B. G. **Caatinga: espécies lenhosas e herbáceas**. Ed. UFERSA, 316 p, 2012.

LIMA, M. G. A.; MAIA, I. C. C.; SOUSA. B. D.; MORAIS. S. M.; FREITAS, S. M. Effect of stalk and leaf extracts from Euphorbiaceae species on *Aedes aegypti* (Diptera, Culicidae) larvae. **Revista do Instituto Medicina Tropical de São Paulo** v. 48, n.4, p.211-214, 2006.

LUCENA M. F. A.; ALVES M. Notas taxonômicas para Euphorbiaceae sl do Nordeste do Brasil. **Hoehnea**, v. 37, p. 71-85, 2010.

LUPI, E.; HATZ, C.; SCHLAGENHAUF, P. The efficacy of repellents against *Aedes*, *Anopheles*, *Culex* and *Ixodes spp.* - a literature review. **Travel Med Infect Dis**. v. 11, n. 6, p. 374-411, 2013.

MANJARRES-SUAREZ, A.; OLIVERO-VERBEL, J. Chemical control of *Aedes aegypti*: a historical perspective. **Revista Costarricense de Salud Pública**, v. 22, n.1, p. 68-75, 2013.

MANRIQUE-SAIDE P.; CHE-MENDOZA A.; BARRERA-PEREZ M.; GUILLERMO-MAY G.; HERRERA-BOJORQUEZ J.; DZUL-MANZANILLA F.; GUTIERREZ-CASTRO C.; LENHART A.; VAZQUEZ-PROKOPEC G.; SOMMERFELD J.; MCCALL P. J.; AXEL KROEGER, ARREDONDO-JIMENEZ J. I. Use of insecticide-treated house screens to reduce infestations of dengue virus vectors, Mexico. **Emerging Infectious Diseases journal**, n. 21, v. 2, p. 308-311, 2015.

MARCONDES, C. B.; XIMENES, M. M. F. N. Zika virus in Brazil and the danger of infestation by *Aedes* (Stegomyia) mosquitoes. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, v. 49, n. 1, p. 4-10, 2016.

MARTINS, V. P.; SILVEIRA, D. A.; RAMALHO, I. L. *Aedes albopictus* no Brasil: aspectos ecológicos e riscos de transmissão da dengue. **Entomotropica**, v. 28, n. 2, p. 75-86, 2013.

MCGRAW, E. A.; O'NEILL, S. L.; **Nature Reviews Microbiology**, v. 11, n. 3, p. 181, 2013.

MEDEIROS NETO, P. N.; OLIVEIRA, E.; PAES, J. B. Relações entre as características da madeira e do carvão vegetal de duas espécies da Caatinga. **Floresta e Ambiente**, v.21 n.4. p. 484-493, 2014.

MEDEIROS FILHO, A. R. CAPACITE: OS CAMINHOS PARA A INOVAÇÃO TECNOLÓGICA. In: MEDEIROS FILHO, Adonis Reis de et al. CAPACITE: OS CAMINHOS PARA A INOVAÇÃO TECNOLÓGICA. São Cristóvão: Universidade Federal de Sergipe, 2014. Cap. 3. p. 42-58.

MELO, J. G.; SANTOS, A. G.; AMORIM, E. L. C.; NASCIMENTO, S. C.; ALBUQUERQUE, U. P. Medicinal Plants Used as Antitumor Agents in Brazil: An Ethnobotanical Approach. **Evidence-Based Complementary and Alternative Medicine**, v. 2011, 2011.

MENDES, L. A.; MARTINS, G. F.; VALBON, W. R.; DE SOUZA, T. D. S.; MENINI, L.; FERREIRA, A.; DA SILVA FERREIRA, M. F. Larvicidal effect of essential oils from Brazilian cultivars of guava on *Aedes aegypti* L. **Industrial Crops and Products**, v. 108, p. 684-689, 2017.

MESQUITA, A. C.; DANTAS, B. F.; CAIRO, P. A. R. Ecophysiology of caatinga native species under semi-arid conditions. **Bioscience Journal**, v. 34, n. 6, 2018.

MINISTÉRIO DA SAÚDE, Combate ao *Aedes Aegypti*: prevenção e controle da Dengue, Chikungunya e Zika. 2018. Disponível em: <http://portalms.saude.gov.br/saude-de-a-z/aedes-aegypti>. Acesso em: 07/04/2019.

MINISTÉRIO DA SAÚDE, **Boletim Epidemiológico**, v. 50, n. 5, 2019.

MINISTÉRIO DA SAÚDE. **Não há registros de febre amarela urbana no Brasil**. 2018 Disponível em: <http://portalms.saude.gov.br/noticias/agencia-saude/42486-nao-ha-registro-confirmado-de-febre-amarela-urbana-no-brasil>. Acesso em: 18/03/2019.

MINISTÉRIO DA SAÚDE. **Larvicidas**. 2018. Disponível em <http://www.saude.gov.br/saude-de-a-z/controle-de-vetores-inseticidas-e-larvicidas/larvicidas>. Acesso em: 16/07/2019.

MORAIS, L. A. S. Influência dos fatores abióticos na composição química dos óleos essenciais. **Horticultura Brasileira**, v. 27, n. 2, p. 4050-4063, 2009.

MORAIS, L. S. M.; CAVALCANTI, E. S.; BERTINI, L. M.; OLIVEIRA, C. L.; RODRIGUES, J. R.; CARDOSO, J. H. Larvicidal activity of essential oils from Brazilian *Croton* species against *Aedes aegypti*. **Journal of the American Mosquito Control Association**, v. 22, n.1, p. 161-164, 2006.

NATAL, D. Bioecologia do *Aedes aegypti*. **Biológico**, v. 64, p. 205-207, 2002.

NEVES, D. P. **Parasitologia Humana**. 12ª ed. Atheneu: São Paulo, Brasil. 546 p, 2011.

NICOLAU, E. S.; ALVES, P. B.; NOGUEIRA, P. C L. Atividade inseticida de óleo essenciais de *Pelargonium graveolens* l'Herit E *Lippia alba* (Mill) N. E. Brown sobre *Spodeptera frugiperda* (J.E. Smith). **Química Nova**, Piracicaba, v. 36, n. 9, p. 1391-1394, 2013.

NOOR RAIN A.; KHOZIRAH S.; MOHD RIDZUAN M. A.; ONG B. K.; ROHAYA C.; ROSILAWATI M.; HAMDINO I.; BADRUL A.; ZAKIAH I. Antiplasmodial properties of some Malaysian medicinal plants. **Tropical Biomedicine**, v. 24, p. 29-35, 2007.

OLIVEIRA, G. P.; SILVA, S. L. C. E. GUALBERTO, S. A.; CRUZ, R. C. D.; CARVALHO, K. S. Atividade larvicida do extrato etanólico da raiz de *Croton linearifolius* sobre *Aedes aegypti*. **Enciclopédia Biosfera**, Goiânia, v. 10, n. 18, p. 442-448, 2014.

OLIVEIRA, J. C. S. **Isolamento de constituintes e síntese de flavonoides encontrados em *Poincianella pyramidalis* (Fabaceae) e análise fitoquímica de *Theobroma cacao* (Malvaceae)**. 2014, 171 f. Tese (Doutorado em Química) - Universidade Federal da Bahia, 2014.

ORGANIZAÇÃO MUNDIAL DA SAÚDE (OMS). **Mosquito Larvicidas**, 2012. Disponível em: [http://www.who.int/whopes/Mosquito\\_Larvicidas\\_Sept\\_2012.pdf](http://www.who.int/whopes/Mosquito_Larvicidas_Sept_2012.pdf). Acesso em: 09/04/2019.

PAES, J. B.; LIMA, C. R.; OLIVEIRA, E.; MEDEIROS NETO, P. N. Características físico-química, energética e dimensões das fibras de três espécies florestais do semiárido brasileiro. **Floresta e Ambiente**, v.20, n.4, p.550-555, 2013.

PANDEY, A. K.; SINGH, P. The genus *Artemisia*: a 2012-2017 literature review on chemical composition, antimicrobial, insecticidal and antioxidant activities of essential oils. **Medicines**, v. 4, n. 3, p. 68, 2017.

PAVELA, R.; SEDLÁK, P. Postapplication temperature as a factor influencing the insecticidal activity of essential oil from *Thymus vulgaris*. **Industrial Crops and Products**, v. 113, n. 8, p. 46-49, 2018.

PEREIRA A. I. S; PEREIRA A. G. S.; LOPES SOBRINHO O. P.; CANTANHEDE E. K. P.; SIQUEIRA L. F. S. Atividade antimicrobiana no combate às larvas do mosquito *Aedes*



*aegypti*: homogeneização dos óleos essenciais do linalol e eugenol. **Educação Química**, p. 446-449, 2014.

PERES, A. C.; *Aedes*: ampliando o foco. **RADIS – Comunicação em saúde**, v. 2, n. 161, p. 12-17, 2016.

PINTO, C. C. C.; DE MENEZES, J. E. S.; SIQUEIRA, S. M. C.; MELO, D. S.; FEITOSA, C. R.; SANTOS, H. S. Chemical Composition and larvicidal activity against *Aedes aegypti* of essential oils from *Croton jacobinensis* Baill. **Boletín Latinoamericano y del Caribe de Plantas Medicinales y Aromáticas**, v. 15, n. 2, 2016.

PORTO, K. R. D. A.; ROEL, A. R.; SILVA, M. M. D.; COELHO, R. M.; SCHELEDER, E. J. D.; JELLER, A. H. Larvicidal activity of *Anacardium humile* Saint Hill oil on *Aedes aegypti* (Linnaeus, 1762)(Diptera, Culicidae). **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, v. 41, n. 6, p. 586-589, 2008.

QUEIROZ, M. M. F.; QUEIROZ, E. F.; ZERAIK, M. L.; MARTI, G.; FAVRE-GODAL, Q.; SIMÕES-PIRES, C.; MARCOURT, L.; CARRUPT, P. A.; CUENDET, M.; PAULO, M. Q.; BOLZANI, V. S.; WOLFENDER, J. L.; Antifungals and acetylcholinesterase inhibitors from the stem bark of *Croton heliotropiifolius*. **Phytochemistry Letters**, v. 10, p. 88-93, 2014.

RAMOS, J. M. O.; SANTOS, C. A.; SANTANA, D. G.; SANTOS, D. A.; ALVES, P. B.; THOMAZZI, S. M. Chemical constituents and potential anti-inflammatory activity of the essential oil from the leaves of *Croton argyrophyllus*. **Revista Brasileira de farmacognosia**, v. 23, n. 4, 2013.

RAO V. S.; GURGEL L. A.; LIMA-JUNIOR R. C.; MARTINS D. T.; CECHINEL-FILHO V.; SANTOS F. A. Dragon's blood from *Croton urucurana* (Baill.) attenuates visceral nociception in mice. **Journal of Ethnopharmacology**, v. 113, p. 357-360, 2007.

RATTAN R. S. Mechanism of action of insecticidal secondary metabolites of plant origin. **Crop Protection**, v. 29, p. 913-920, 2010.

REYES-TREJO B.; SANCHEZ-MENDOZA M. E.; BECERRA-GARCIA A. A.; CEDILLO-PORTUGAL E.; CASTILLO-HENKEL C.; ARRIETA J. Bioassayguided isolation of an anti-ulcer diterpenoid from *Croton reflexifolius*:role of nitric oxide, prostaglandins and sulfhydryls. **Journal of Pharmacy and Pharmacology**, v. 60, p. 931-936, 2008.

REZENDE, G. L.; MARTINS, A. J.;GENTILE, C.; FARNESI, L. C.; PELAJO-MACHADO, M.; PEIXOTO, A. A.; VALLE, D. **B m c developmental biology**, v. 8, n. 1. p. 1-14, 2008.

ROQUE, A. A.; ROCHA, R. M.; LOIOLA, M. I. B. Uso e diversidade de plantas medicinais da Caatinga na comunidade rural de Laginhas, município de Caicó, Rio Grande do Norte (Nordeste do Brasil). **Revista Brasileira de Plantas Mediciniais**, v.12, p. 31-42, 2010.

RODRIGUES, V. E. G; CARVALHO, D. A. Levantamento etnobotânico de plantas medicinais no domínio cerrado na região do Alto Rio Grande – Minas Gerais, Brasil. **Ciência e Agrotecnologia**, v. 25, n. 1, 2001.

RUST, R. S. Human arboviral encephalitis. **Seminars in Pediatric Neurology**, v. 19, n. 3, p. 130-51, 2012.

SALATINO, A.; SALATINO, M. L. F.; Negri, G. J. **Journal of the Brazilian Chemical Society**, v. 18, n. 11, 2007.

SANCHEZ-BAYO, F.; TENNEKE H. A.; GOKA K.; **Impact of systemic insecticides on organisms and ecosystems, In: Trdan, S. (Ed.). Insecticides - development of safer and more effective technologies.** InTech, p. 365- 414. 2013.

SANTANA, H. T. **Estudo fitoquímico de piper alatabaccum TREL ; YUNCK, 1950 e avaliação da atividade larvicida sobre *Aedes aegypti* Linnaus, 1762 (diptera: culicidae) em condições de campo simulado.** 2012, 91 f. Dissertação (Mestrado em Biologia Experimental) - Universidade Federal de Rondônia, Porto Velho, 2012.

SANTOS, R. B. **Análise bioética sobre o uso de mosquitos transgênicos no controle da dengue no município de Juazeiro-Bahia.**2018, 89 f. Dissertação (Mestrado em bioética) - Universidade de Brasília, Brasília, 2018.

SANTOS, L. C. G. B.; DA SILVA, N. L.; VASCONCELOS, B. M.; FERREIRA, K. B. A. N.; DE CERQUEIRA FERREIRA, L.; DOS SANTOS, R. F. E. P.; SILVA L. S. DE M. PONTES, A. N. Perfil epidemiológico do estado de Alagoas relacionado com à arbovirose dengue/Epidemiological profile of the state of Alagoas related to arbovirose dengue. **Brazilian Journal of Health Review**, v. 2, n. 3, p. 1604-1608, 2019.

SECRETARIA DE VIGILÂNCIA EM SAÚDE. Guia de vigilância epidemiológica – 6. ed. – Brasília. 816 p, 2005.

SEVERINO, L.S.; MILANI, M.; BELTRÃO, N. E. M. **Mamona: o produtor pergunta, a Embrapa responde.** Brasília-DF: Embrapa Informação Tecnológica, 2006.

SILVA, A. G.; SILVA, L. C. N.; BEZERRA FILHO, C. M.; ARAUJO, D. R. C.; SILVA, J. F.; ARRUDA, I. R. S.; ARAUJO, J. M.; CORREIA, M. T. S.; MACEDO, A. J.; SILVA, M. V. Antimicrobial activity of medicinal plants of the Caatinga (semi-arid) vegetation of NE Brazil .**Current Topics in Phytochemistry**, v. 11, p. 81-94, 2012.

SILVA, E. M.; ANDRADE, E. M. G.; DANTAS, E. A.; LACERDA, R. R. A.; LOPES, K. P. Diagnóstico do uso de leguminosas em propriedades rurais no município de Aparecida-PB. **Revista Verde de Agroecologia e Desenvolvimento Sustentável**, v. 7, n. 3, p.212-217, 2012.

SILVA, J. M. C.; I. R. LEAL, M. TABARELLI (Eds.). Caatinga: the largest tropical dry forest region in South America. **Springer International Publishing**, 2017.

SILVA, J. S.; SALES, M. F.; TORRES, D. S. C. O gênero *Croton* (euphorbiaceae) na microrregião do Vale do Ipanema, Pernambuco, Brasil. **Rodriguésia**, v. 60, n. 4, p. 879-901, 2009.

SILVA J. S.; SALES M. F.; GOMES AP. S.; CARNEIRO-TORRES, D. S.; Sinopse das espécies de *Croton L.* (Euphorbiaceae) no estado de Pernambuco, Brasil. **Acta Botânica Brasílica**, v. 2, n. 2, p. 441-453, 2010.

SILVA, S. L. C. E.; GUALBERTO, S. A.; CARVALHO, K. S.; FRIES, D. D. Avaliação da atividade larvicida de extratos obtidos do caule de *Croton linearifolius* Mull. Arg. (Euphorbiaceae) sobre larvas de *Aedes aegypti* (Linnaeus, 1762) (Diptera: Culicidae). **Revista Biotemas**, v. 27, n. 2, p. 79-85, 2014.

SILVA, V. C.; SERRA-FREIRE, N. M.; SILVA, J. D. S.; SCHERER, P. O.; RODRIGUES, I.; CUNHA, S.P.; ALENCAR, J. Comparative study between larvitrap and ovitrap for evaluating the presence of *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae) in Campo Grande, State of Rio de Janeiro. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, v. 42, p. 730-731, 2009.

SILVA, O. E. ; POLETO, C. Monitoramento do *Aedes albopictus* em pequenas comunidades. **Uningá Review**, v. 10, n. 1, p. 25-32, 2012.

SILVA, D. L. V. **Atividade inseticida dos óleos essenciais de duas espécies da caatinga sobre a mosca-branca-do-cajueiro**. 2018. 58 f. Dissertação (Mestrado em Diagnóstico e Conservação Ambiental) - Universidade do Estado do Rio Grande do Norte, Mossoró, 2018.

SIMAS, N. K.; LIMA, E. C.; CONCEIÇÃO, S. R.; KUSTER, R. M.; OLIVEIRA FILHO, A. M. O. Produtos naturais para o controle da transmissão da dengue: atividade larvicida de *Myroxylon balsamum* (óleo vermelho) e de terpenoides e fenilpropanóides. **Química Nova**, v.27, n.1, p.46-49, 2004.

SIMMONS C. P.; FARRAR J. J.; CHAU N VAN VINH, WILLS B. Dengue. **New England Journal of Medicine**, v. 366, n. 15, p. 1423-1432, 2012.

SIMÕES, M.; BENNETTE, R. N.; ROSA, E. A. S. Understanding antimicrobial activities of phytochemicals against multidrug resistant bacteria and biofilms. **Natural Products Report**, v. 26, n. 6, p. 746-57, 2009.

SINGHA, S.; BANERJEE, S.; CHANDRA, G. Synergistic effect of *Croton caudatus* (fruits) and *Tiliacora acuminata* (flowers) extracts against filarial vector *Culex quinquefasciatus*. **Asian Pacific Journal of Tropical Biomedicine**. v.1, n. 2, p.159-164, 2011.

SLATKO B. E.; LUCK A. N.; DOBSON S. L.; FOSTER J. M. **Molecular and Biochemical Parasitology**, 195, p. 88-95, 2014.

SOUZA FILHO, Francisco de Assis; MOURA, Antônio Divino. **Memória do Seminário natureza e sociedade nos semiáridos**. Fortaleza: BNB, Funceme, 332 p., 2006.

SOUZA L. J. **Dengue, Zika e Chikungunya: diagnóstico, tratamento e prevenção**. Editora Rubio, 2016.

SOUZA, V. C.; LORENZI, H. **Botânica Sistemática**. Instituto Plantarum, Nova Odessa. 704p, 2008.

SHULSE C. D.; SEMLITSCH R. D.; TRAUTH K. M. Mosquitofish dominate amphibian and invertebrate community development in experimental wetlands. **Journal of Applied Ecology**, n. 50. v. 5, p. 1244-1256, 2013.

SMITH, L. B.; KASAI, S.; SCOTT, J. G. **Pesticide Biochemistry and Physiology**, v.133, p. 1-12, 2016.

SPECIAN, V.; ORLANDELLI, R. C.; FELBER, A. C.; AZEVEDO, J. L.; PAMPHILE, J. A. Metabólitos Secundários de Interesse Farmacêutico Produzidos por Fungos Endofíticos. **Journal of Health Sciences**, v. 16, n. 4, 2015.

STEINMANN, V. W. Diversidad y endemismo de la familia Euphorbiaceae em México. **Journal of Ethnopharmacology**, v. 61, p. 61-93, 2002.

TRINDADE, M. T. Espécies úteis da família Euphorbiaceae no Brasil. **Revista Cubana de Plantas Medicinales**, v. 19, n. 4, 2015.

VÉLEZ, M.; CAMPOS, R.; SÁNCHEZ, H. Use of plant secondary metabolites to reduce ruminal methanogenesis. **Tropical and Subtropical Agroecosystems**, v. 17, n. 3, p. 489-499, 2014.

VIEIRA R. M. S. P.; TOMASELLA J.; ALVALÁ R. C. S.; SESTINI M. F.; AFFONSO A. G.; RODRIGUEZ D. A.; BARBOSA A. A.; CUNHA A. P. M. A.; VALLES G. F.; CREPANI E.; DE OLIVEIRA S. B. P.; DE SOUZA M. S. B.; CALIL P. M., DE CARVALHO M. A., VALERIANO D. M.; CAMPELLO F. C. B.; SANTANA M. O. Identifying areas susceptible to desertification in the Brazilian northeast. **Copernicus Publications on behalf of the European Geosciences Union**, v. 6, n.1, p. 347-360, 2015.

VILA VERDE, G. M.; PAULA, J. R.; CANEIRO, D. M. Levantamento etnobotânico das plantas medicinais do cerrado utilizadas pela população de Mossâmedes (GO). **Revista Brasileira de Farmacognosia**, v. 13, 2003.

VILLELA D. A. M.; BASTOS L. S.; DE CARVALHO L. M.; CRUZ O. G.; GOMES M. F. C.; DUROVNI B.; LEMOS M. C.; SARACENI V.; COELHO F. C.; C. T. CODEÇO. Zika in Rio de Janeiro: Assessment of basic reproduction number and comparison with dengue outbreaks. **Epidemiology ; Infection**, v. 145, n.8, p. 1649- 1657, 2017.

VONGSOMBATH, C.; PÅLSSON, K.; BJÖRK, L; BORG-KARLSON, A-B; . JAENSON, T. G. T. Mosquito (Diptera: Culicidae) repellency field tests of essential oils from plants traditionally used in Laos. **Journal of Medical Entomology**, v. 49, n. 6, p. 1398–1404, 2012.

XU, W. H.; LIU, W.Y.; LIANG, Q. Chemical constituents from *Croton* species and their biological activities. **Molecules**, v. 23, n. 9, p. 2333, 2018.

WANG L.; ZHAO H.; OLIVA S. M.; ZHU H. Modeling the transmission and control of Zika in Brazil. **Scientific reports**, v. 7, n. 1, p. 7721, 2017.

WEBSTER, G. L. A provisional synopsis of the section of the genus *Croton* (Euphorbiaceae). **Taxon**. v. 42, p. 793-823, 1993.

WEBSTER, G. L. Realigments in American *Croton* (Euphorbiaceae). **Novon**, p. 269-273, 1992.

WEBSTER, G. L. Synopsis of the genera and suprageneric tax of Euphorbiaceae. **Annals of the Missouri Botanical Garden**, v. 81, p. 33-144, 1994.

WENQIANG, G.; SHUFEN, L.; RUIXIANG, Y.; YANFENG, H. Comparison of composition and antifungal activity of *Artemisia argyi* Lévl. et Vant inflorescence essential oil extracted by hydrodistillation and supercritical carbon dioxide. **Journal of Natural Products**, v. 20, p. 992-998, 2006.

WIJESUNDARA, S.A.D.T.L.; KANNANGARA, B.T.S.D.P.; ABEYWICKRAMA, K. Antifungal Activity of *Croton aromaticus* L. in vitro: against post-harvest fungal pathogens isolated from tropical fruits. **Journal of Agricultural Science**, 11, n. 2, p. 105-117, 2016.

WILKE, A. B. B.; GOMES, A. DE C.; NATAL D.; MARRELLI M. T. Controle de vetores utilizando mosquitos geneticamente modificados. **Revista de Saúde Pública**, v. 43, p. 869-874, 2009.

WORLD HEALTH ORGANIZATION (WHO), **Global Strategy For Dengue Prevention and Control**. 2012. Disponível em: <http://www.who.int/denguecontrol/9789241504034/en/>. Acesso em: 15/05/ 2018.

ZAKARYAN, H.; ARABYAN E.; OO A.; ZANDI K.; Flavonoids: promising natural compounds against viral infections. **Archives of Virology**, v. 162, n. 9, p. 2539-2551, 2017.

ZARA, A. L. S. A.; SANTOS S. M.; FERNANDES-OLIVEIRA E. S.; CARVALHO R. G.; COELHO G. Estratégias de controle do *Aedes aegypti*: uma revisão. **Epidemiologia e Serviços de Saúde**, v. 25, n. 2, p. 391-404, 2016.

ZELLWEGER R. M.; CANO J.; MANGEAS M.; TAGLIONI F.; MERCIER A, DESPINOY M.; MENKÈS C. E.; DUPONT-ROUZEYROL M.; NIKOLAY B.; TEURLAI M. Socioeconomic and environmental determinants of dengue transmission in an urban setting: an ecological study in Nouméa, New Caledonia. **PLOS Neglected Tropical Diseases**, v. 11, n. 4, 2017.

## CAPÍTULO I

### COMPOSIÇÃO QUÍMICA E ATIVIDADE OVICIDA DO ÓLEO ESSENCIAL DAS FOLHAS DE *CROTON ARGYROPHYLLUS* (EUPHORBIACEAE) SOBRE O *Aedes Aegypti* (DIPTERA: CULICIDAE)

### CHEMICAL COMPOSITION AND OVICIDA ACTIVITY OF THE ESSENTIAL OIL OF *CROTON ARGYROPHYLLUS* (EUPHORBIACEAE) LEAVES ABOUT *Aedes Aegypti* (DIPTERA: CULICIDAE)

COSTA, Renata Katryne Bispo da Silva<sup>1</sup>; SILVA, Débora Cardoso<sup>1\*</sup>; GUALBERTO, Simone Andrade<sup>1</sup>; CARVALHO, Mário Geraldo<sup>2</sup>, COSTA, Matheus Andrade Rocha<sup>3</sup>.

<sup>1</sup>Laboratório de Pesquisa de Inseticidas Naturais/Núcleo de Pesquisa em Química Aplicada/Universidade Estadual do Sudoeste da Bahia/UESB, Praça Primavera, 40, Bairro Primavera, CEP 45700-000, Itapetinga, BA, Brasil. (Fone: +55 77 3261-8468)

<sup>2</sup>Departamento de Química/ICE, Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro/UFRRJ, Br. 465, Km 7 Seropédica, CEP 23890-000, Rio de Janeiro, RJ, Brasil

<sup>3</sup>Centro Regional de Ciências Nucleares do Nordeste (CRCN-NE)  
Av. Prof. Luís Ferreira, 200, CEP: 51740-540  
Cidade Universitária, Recife, Pernambuco, Brasil

\*Autor correspondente  
E-mail: [dcardoso\\_rj@hotmail.com](mailto:dcardoso_rj@hotmail.com)

---

## RESUMO

O *Aedes aegypti* é transmissor de várias arboviroses e seu controle é direcionado principalmente para as fases de larva e adulto. A fase de ovo é difícil de ser controlada, pois possui grande resistência as condições ambientais. Objetivou-se avaliar o potencial ovicida do óleo essencial obtido das folhas de *Croton argyrophyllus*, sobre o *Aedes aegypti*, bem como determinar sua composição química. Os ovos foram expostos ao óleo essencial, na concentração de 12 mg mL<sup>-1</sup>, por um período de 15, 30, 60 e 120 minutos. Posteriormente, os ovos foram lavados e, após 180 horas de observação, foi adicionada ração ao meio. A análise da composição química do óleo foi realizada por Cromatografia Gasosa acoplada a Espectrometria de Massas. Verificou-se que até 180 horas de observação, a maior porcentagem de eclosão larvar ocorreu nos ovos expostos ao óleo essencial por 15 min (30%) e o menor percentual nos expostos por 120 min (<10%). Após 180 horas houve aumento da eclosão em todos os tratamentos. Os principais constituintes químicos encontrados no óleo foram o biciclogermacreno e β-cariofileno. Observou-se que o óleo essencial de *Croton argyrophyllus* na concentração avaliada afeta a eclosão das larvas do *Aedes aegypti* somente na ausência de alimento no meio.

**Palavras-chave:** *Caatinga*, *Inseticidas*, *Parasitologia*.

## ABSTRACT

The *Aedes aegypti* is a transmitter of several arboviruses and its control is mainly directed to the phases of larvae and adults. The egg phase is difficult to control because it has great resistance as it was aimed at obtaining the essential oil of the leaves of *Croton argyrophyllus*, on *Aedes aegypti*, as well as its chemical composition. The eggs were exposed to the essential oil, at a concentration of 12 mg mL<sup>-1</sup>, for a period of 15, 30, 60 and 120 minutes. Subsequently, the eggs were washed and, after 180 hours of observation, the feed was added to the medium. An analysis of the chemical composition of the oil was performed by Gas Chromatography coupled to Mass Spectrometry. When the time is 180 days, the highest egg hatching percentage is greater than 15% (30%) and lower in the last 20 minutes (<10%). After 180 hours there was hatching increase in all treatments. The chemical constituents were not the oil were bicyclogermacrene and  $\beta$ -cariophyllene. *Croton argyrophyllus* in oil evaluated hatching of the larvae of *Aedes aegypti* only in the animal of a no ingredient.

**Keywords:** *Caatinga, Insecticides, Parasitology*

---

## INTRODUÇÃO

O *Aedes aegypti* Linnaeus, 1762 (Diptera: Culicidae) é um mosquito transmissor de arboviroses, como os quatro sorotipos do vírus da dengue (DENV-1, DENV-2, DENV-3 e DENV-4), o vírus do chikungunya e do zika (VEGA-RÚA, 2014). Esses dois últimos causam doenças que apresentam sintomas semelhantes aos da dengue, sendo o vírus Zika associado também à Síndrome de Guillain-Barré na Polinésia Francesa (OEHLER et al., 2014) e microcefalia no Brasil (MARCONDES; XIMENES, 2015). Não há vacina para chikungunya e zika, e ainda não está claro se existe uma vacina eficaz contra a dengue, portanto, o controle do *A. aegypti* continua sendo o principal instrumento para a diminuição da incidência destas doenças (FERREIRA et al., 2017).

Para o controle integrado do *A. aegypti* são utilizadas estratégias que abrangem o controle mecânico, o biológico e o químico. O manejo ambiental ou controle mecânico são práticas capazes de eliminar criadouros. O biológico envolve vários predadores naturais que apresentam potencialidade para reduzir a população de mosquitos, métodos de controle biológico estão sendo avaliados, como a modificação genética de populações de insetos selvagens (MCGRAW 2013, SLATKO 2014), a utilização da bactéria *Wolbachia pipientis* Hertig e Wolbach, 1924, e a esterilização de insetos

por irradiação (BOYER, 2012). O controle químico que, é amplamente empregado, é executado através da utilização dos inseticidas sintéticos, sendo este responsável pelo surgimento de populações resistentes no Brasil (MACORIS et al., 2014) e em outros países, o que requer a busca por novas substâncias que sejam eficazes contra as larvas, adultos e, também, sobre os ovos do *A. aegypti*.

Com relação ao uso de substâncias químicas, os agentes utilizados no controle dos mosquitos são direcionados para a fase larval e adulta, não atuando na fase de ovo. O ovo é considerada a fase mais difícil no que diz respeito ao controle, pois é a fase mais resistente do ciclo biológico do vetor, podendo apresentar uma sobrevivência de até um ano sem contato com a água, devido a sua capacidade de quiescência e a cutícula de cera que se forma entre doze a treze horas após a oviposição. Nas regiões onde as estações possuem invernos rígidos, esta fase é tida como estratégica para suportar o frio (SILVA; POLETO, 2012). Características como essas, conferem aos ovos do *A. aegypti* uma tolerância às condições físicas e químicas, assim como aos inseticidas (REZENDE et al., 2008). Além disso, permite o transporte a longas distâncias, tornando-se o principal meio de dispersão do mosquito (SILVA et al., 2009).

Dentre as formas de controle químico que podem atuar nas diferentes fases de

desenvolvimento do *A. aegypti*, inclusive na fase do ovo, podem-se citar os inseticidas botânicos, principalmente os formulados com óleos essenciais. Os óleos essenciais são produtos do metabolismo secundário das plantas, cujas funções abrangem a defesa contra agentes patogênicos, proteção contra herbívoros e atração de polinizadores (BAKKALI et al., 2008). Estes produtos do metabolismo vegetal são voláteis, lipofílicos, geralmente odoríferos e líquidos (SIMÕES; SPITZER, 2004). Apresentam em sua constituição cerca de 20 a 60 componentes em diferentes concentrações (ANDRÉ et al., 2018), sendo que os componentes majoritários geralmente determinam suas propriedades biológicas (PAVELA, 2015). Cruz et al. (2017), ao analisarem o potencial inseticida do óleo essencial obtido das folhas secas de *Croton argyrophyllus* Kunth, constataram o seu efeito tóxico sobre as larvas e adultos fêmeas do *A. aegypti*, sendo essa bioatividade atribuída, provavelmente, aos componentes majoritários do óleo essencial, como o espatulenol,  $\beta$ -cariofileno,  $\alpha$ -pineno e o biciclogermacreno. Contudo, outros estudos têm revelado o efeito larvicida de constituintes químicos presentes em baixas concentrações em extratos e óleos vegetais sobre o *A. aegypti*, seja de forma isolada ou atuando em sinergia com outros constituintes (GOMES et al., 2016).

Do ponto de vista ambiental, os inseticidas e repelentes botânicos que são constituídos por óleos essenciais se degradam rapidamente no meio ambiente, além de serem capazes de agir nas funções fisiológicas e bioquímicas dos insetos, em virtude da volatilidade e baixa persistência em condições de campo (COITINHO et al., 2011). Por isso, podem ser seguros para o manejo por humanos e é pouco provável que ocorra intoxicação por contato com seus resíduos, como ocorre com inseticidas sintéticos. A volatilidade pode afetar também a eficiência de uma formulação que tenha na sua composição óleo essencial, caso seja necessário um tempo de exposição prolongado para que o efeito tóxico ocorra. A utilização de óleos essenciais na formulação de inseticidas botânicos pode ser viável a nível econômico, ambiental e social atendendo ao mesmo tempo a uma parcela da sociedade que opta por produtos naturais

e que causem um menor impacto sobre o meio ambiente e sobre a saúde dos indivíduos (FIGUEIREDO et al., 2018).

Com relação ao gênero *Croton* Linnaeus estudos têm demonstrado o seu potencial para ser usado em programas de controle integrado do *A. aegypti*. Anjos et al. (2018) verificaram o efeito tóxico do óleo essencial da parte aérea de *Croton tetradenuis* Baillon sobre larvas do *A. aegypti* e a influência do período de extração sobre o rendimento do óleo e a sua composição química. Carvalho et al. (2016) testaram a bioatividade do óleo essencial obtido das folhas de *C. tetradenius* sobre larvas e adultos do *A. aegypti*, demonstrando o seu efeito tóxico e realizaram testes em mamíferos observando uma baixa toxicidade sobre *Mus musculus* Linnaeus, 1758. Da mesma forma, Cruz et al. (2017), ao avaliarem o óleo essencial obtido das folhas de *C. argyrophyllus*, constataram sua toxicidade sobre larvas e adultos fêmeas do *A. aegypti*, tendo apresentado, também, baixa toxicidade sobre *Mus musculus*.

Diante do potencial inseticida de espécies do gênero *Croton* sobre o *A. aegypti*, esse estudo teve por objetivo avaliar a atividade ovicida do óleo essencial obtido das folhas de *Croton argyrophyllus* sobre os ovos do *A. aegypti*, bem como determinar a sua composição química.

## METODOLOGIA

### Material Botânico

As folhas de *Croton argyrophyllus* foram identificadas e depositadas no Herbário da Universidade Estadual do Sudeste da Bahia (HUESB 4662). A coleta das folhas da espécie foi realizada no mês de maio de 2017, no período matutino, na Floresta Nacional de Contendas do Sincorá. As coordenadas geográficas do local da coleta foram S13°55.25' W041°06.88' (Figura 1).



## Determinação do teor de umidade e do rendimento do óleo essencial

A determinação da umidade das folhas foi realizada pelo método gravimétrico, que consistiu na pesagem da amostra e secagem em estufa de esterilização e secagem a uma temperatura de 110°C, conforme metodologia descrita por Santos et al. (2004) adaptada. Foram pesadas 5 g de folhas frescas de *C. argyrophyllus* em um cadinho e colocadas na estufa por 5 horas a uma temperatura de 110°C. Após este período, os cadinhos foram retirados da estufa com o auxílio de uma pinça, e colocados em um dessecador por 20 minutos para esfriar. Em seguida, realizou-se sua pesagem, sempre manuseando com a pinça. Após a primeira pesagem, repetiu-se o procedimento retornando o cadinho para a estufa por 1 hora, e a pesagem foi realizada até atingir massa constante. Os procedimentos para a determinação do teor de umidade foram conduzidos em triplicata.

O teor de umidade foi expresso em porcentagem, através da diferença entre a massa perdida e a massa inicial das folhas, multiplicado por 100.

## Extração do óleo essencial

Inicialmente, as folhas frescas foram colocadas em estufa de circulação de ar, por um período de 12 horas, a uma temperatura de 40°C.

Posteriormente, o material vegetal seco foi triturado manualmente e o óleo essencial foi extraído por hidrodestilação em aparelho de Clevenger modificado. Foram trituradas manualmente 60 gramas de folhas secas, colocadas em balão de fundo redondo de 2,0 L com junta esmerilhada e adicionado a esse balão 1 L de água deionizada. O processo de extração foi conduzido em triplicata, à temperatura de 100°C. O hidrolato foi extraído com éter etílico (C<sub>4</sub>H<sub>10</sub>O). A fração etérica foi seca com sulfato de sódio anidro (Na<sub>2</sub>SO<sub>4</sub>) e o solvente removido a baixa pressão a temperatura de 20°C em concentrador de amostras (Christ AVC 2-18 CD). As extrações foram conduzidas em triplicata.

O óleo essencial extraído foi armazenado em frasco âmbar, vedado e armazenado em freezer a temperatura de -4°C ± 1°C, até a realização das análises químicas e dos ensaios biológicos.

O teor do óleo essencial foi determinado através da equação: Teor (%) = massa de óleo (g) por massa foliar (g) x 100.

## Determinação da composição química do óleo essencial

A composição química do óleo essencial foi determinada em um Cromatógrafo Gasoso acoplado a um Espectrômetro de Massas (Shimadzu CG-EM, GC-17A/QP2010 Plus), equipado com coluna capilar Factor Four-VF-5ms (30 m x 0,25 mm de diâmetro interno x 0,25 µm de espessura de filme), usando hélio como gás de arraste a uma vazão de 1 mL min<sup>-1</sup> e pressão de 12 psi. A programação da temperatura do forno foi de 60°C a 260°C (3°C min<sup>-1</sup>), depois 10°C min<sup>-1</sup> até 290°C, com temperatura do injetor a 220°C, interface a 310°C e fonte de íons a 220°C. Injetou-se 1 µL de solução da amostra em diclorometano a uma razão de split 1:30. Os espectros de massas foram obtidos na faixa de varredura de 40- 500 u.m.a com energia de impacto de elétrons de 70 eV. As análises quantitativas foram realizadas utilizando um cromatógrafo de fase gasosa (HP 5890 Series II) equipado com um detector de ionização de chamas (DIC), nas mesmas condições experimentais e temperatura do detector de 280°C.

Os componentes do óleo essencial foram identificados através de seus índices de retenção (IR), calculados para cada constituinte por meio da injeção de uma série de padrões de hidrocarbonetos lineares (C<sub>8</sub>-C<sub>20</sub>) nas mesmas condições da amostra, e comparados com o valor tabelado por Adams (2007), assim como através da comparação com o banco de dados da biblioteca Nist08.

## Avaliação da Atividade Ovicida

Os experimentos foram conduzidos em sala climatizada a uma temperatura média de 27,7°C e umidade média de 50,13%.

Os ovos do *A. aegypti* utilizados foram oriundos da colônia pré-estabelecida a partir de ovos da linhagem *Rockefeller*, fornecidos pelo Laboratório de Fisiologia e Controle de Artrópodes Vetores – LAFICAVE, da Fundação Oswaldo Cruz, do Rio de Janeiro, Brasil.

Uma solução do óleo essencial de *C. argyrophyllus* na concentração de 12 mg mL<sup>-1</sup>, obtida a partir da solubilização do óleo em uma solução de Tween 80 a 10% em água deionizada foi utilizada para a realização dos testes. Os ovos do *A. aegypti* (Figura 2) foram expostos à solução do óleo essencial de *C. argyrophyllus* por um período de 15, 30, 60 e 120 minutos. Como controles foram utilizados a solução de Tween 80 a 10% em água deionizada e somente água deionizada.

Após o período de exposição, os ovos foram retirados da solução e lavados com 10 mL de água deionizada, por três vezes. Em seguida, foram selecionados aleatoriamente 30 ovos por repetição/5 repetições por tratamento, os quais foram colocados em recipiente de Polipropileno (PP) (3 x 3 cm) contendo 5 mL de água deionizada. O percentual de eclosão das larvas foi observado inicialmente a cada duas horas, por um período de 12 horas e, posteriormente, a cada 12 horas, por um período de 180 horas.

Após o período de 180 horas, com o intuito de avaliar se o óleo essencial havia causado mortalidade ou apenas inibição da eclosão da larva, foram adicionados 0,01 g de ração para peixe triturada da marca Alcon Basic ® nos recipientes de todos os tratamentos. As observações foram realizadas a cada 12 horas, por um período 336 horas. A cada 48 horas foram retirados 3 mL de água de cada recipiente e adicionados 3 mL de água deionizada limpa. Na medida em que ocorria a eclosão, as larvas eram retiradas dos recipientes com auxílio de uma pipeta Pasteur e transferidas para outro frasco.

### **Análises estatísticas**

Para comparar se a média de eclosão de larvas do *A. aegypti* (%) diferiu antes e depois da adição de ração para

peixes, em função do tempo de observação em minutos, nos diferentes tempos de exposição ao óleo essencial (15, 30, 60 e 120 minutos) e controles (Tween 80 e água deionizada) foi feita uma ANOVA fatorial. Para comparar as diferenças entre as médias foi realizado o teste de Tukey. A normalidade para todas as variáveis foi investigada através do teste Lilliefors. Todas as análises foram desenvolvidas de acordo com Sokal & Rohlf (1995). Uma análise descritiva foi desenvolvida para calcular as médias e erro padrão. Neste estudo foi considerado o nível de significância de 5%. O programa utilizado para as análises foi o Do R.

## **RESULTADOS E DISCUSSÃO**

O rendimento médio do óleo essencial obtido das folhas de *Croton argyrophyllus*, coletadas em maio de 2017, foi de 0,35% (intervalo de confiança: 0,34-0,36) e o teor de umidade médio 58,69% (intervalo de confiança: 57,08 - 60,30).

Cruz et al. (2017), avaliando a composição química e atividade inseticida do óleo essencial das folhas de *C. argyrophyllus*, sobre larvas e adultos do *A. aegypti*, cujas folhas foram coletadas também na Floresta Nacional Contendas do Sincorá/Bahia, no mês de maio de 2014, obtiveram um rendimento médio do óleo essencial maior (0,48%) do que o encontrado nesse estudo. De acordo com os dados obtidos na estação meteorológica de Ituaçu/Bahia (OMM: 83292), do Instituto Nacional de Meteorologia, a precipitação pluviométrica total foi menor para o mês de maio de 2014 (2,8 mm), comparado a maio de 2017 (13,3 mm), o que pode ter interferido na produção dos metabólitos secundários, visto que diversos fatores relacionados ao estresse hídrico como, por exemplo, chuvas intensas e solos encharcados, podem afetar o metabolismo da planta, interferindo no rendimento do óleo essencial.

Conhecer o rendimento do óleo essencial é necessário para a determinação da viabilidade econômica e ambiental das espécies como fontes de substâncias inseticidas. Dessa forma, a relação custo/benefício deve ser avaliada. A variação no rendimento do óleo essencial da planta,

assim como o teor de umidade nas folhas, pode ser atribuída a fatores extrínsecos abióticos, como temperatura, umidade relativa do ar, duração total de exposição ao sol, pluviosidade, o regime de ventos e as condições edáficas, assim como a fatores bióticos, através das relações ecológicas intra e interespecíficas (LIMA et al., 2016; ANJOS, et al, 2018). Outros fatores, como o genético e o estágio de desenvolvimento, também podem afetar a atividade biossintética das plantas.

A variação no rendimento do óleo essencial em relação a diferentes períodos de coleta das partes aéreas de *C. tetradenius* foi verificado por Anjos et al. (2018). O rendimento do óleo essencial cuja parte aérea foi coletada no mês de fevereiro foi significativamente menor do que as coletadas nos meses de maio e agosto. Para os autores, as condições edafoclimáticas podem ter contribuído com essa diferença, em virtude da espécie ser originária da região da caatinga, onde períodos mais secos podem agravar as condições edáficas, afetando a fisiologia da planta e, conseqüentemente, a produção dos metabólitos secundários.

Quanto à composição química do óleo essencial obtido das folhas de *C. argyrophyllus*, a análise indicou a presença de 57 substâncias, tendo sido identificados 24 compostos, correspondendo a 42,10% do total. Destas substâncias, 38,37% são sesquiterpenos hidrocarbonados, 15,15% são monoterpenos hidrocarbonados, 2,91% sesquiterpenos oxigenados, 1,32% monoterpenos oxigenados e 0,69% outros constituintes (Tabela 1).

Os constituintes principais, com percentuais superiores a 1% identificados no óleo essencial de *C. argyrophyllus* foram: biciclogermacreno (15,46%),  $\beta$ -cariofileno (14,69%),  $\beta$ -pineno (7,18%),  $\alpha$ -humuleno (4,03%),  $\beta$ -elemeno (3,47%),  $\alpha$ -felandreno (1,93%), óxido de cariofileno (1,70%), p-cimeno (1,53%),  $\gamma$ -terpineno (1,47%),  $\beta$ -ocimeno (1,41%) e espatulenol (1,21%).

Corroborando com o presente trabalho, Araújo et al. (2014), encontraram o biciclogermacreno como o componente principal (27,78%), avaliando as folhas de *C. argyrophyllus*, encontraram, também, o  $\beta$ -elemeno (8,50%),  $\beta$ -cariofileno (6,27%) e o

espatulenol (4,83%). Brito et al. (2018), também encontraram o biciclogermacreno como componente majoritário do óleo essencial das folhas de *C. argyrophyllus*, coletadas entre fevereiro e abril de 2016. Contudo, Cruz et al. (2017), ao avaliarem o óleo essencial das folhas de *C. argyrophyllus*, coletadas em maio de 2014, encontraram como componente majoritário o espatulenol (22,80%), seguido por  $\beta$ -cariofileno (15,41%),  $\alpha$ -pineno (14,07%) e biciclogermacreno (10,43%).

Fatores abióticos e bióticos podem interferir na composição química de uma planta, tanto em nível qualitativo quanto quantitativo, assim como a metodologia de secagem das folhas (OLIVEIRA et al., 2016) e o processo de extração. Simões e Spitzer (2004) chamaram a atenção para a ocorrência frequente de quimiotipos ou raças em plantas ricas em óleos voláteis, e que essa variação também pode ter ocorrido em função do período de desenvolvimento da planta e o ambiente no qual ela se desenvolve.

Costa et al. (2010), ao testarem o óleo essencial de três espécies de plantas sobre *A. aegypti*, verificaram a composição química dos mesmos e observaram que no óleo essencial de *Piper aduncum* Linnaeus, prevaleceu a presença de monoterpenos, enquanto nas espécies *Piper marginatum* Jacq. e *Piper nigrum* Linnaeus a presença de sesquiterpenos, sendo a espécie *P. marginatum* a que apresentou o maior efeito larvicida, sendo compostos por sesquiterpenos oxigenados, os quais foram apontados como os principais responsáveis pela atividade inseticida sobre o *A. aegypti*

Simas et al. (2004), ao analisarem a toxicidade do óleo essencial de *Myroxylon balsamum* Linnaeus sobre *A. aegypti*, constataram que os sesquiterpenos presentes no mesmo foram mais ativos que os monoterpenos e os fenilpropanóides. Dessa forma, foi demonstrado a importância da lipofilicidade dos terpenos para a atividade larvicida, pois, quanto maior a capacidade do composto em se ligar à camada lipídica, maior será a penetração deste no tegumento do inseto.

Entre os sesquiterpenos, destaca-se o  $\alpha$ -humuleno, com atividade inseticida,

antimicrobiana, antioxidante e anticancerígena (ALMEIDA et al., 2005).

O óxido de cariofileno é encontrado na maioria dos óleos essenciais que demonstram bioatividade. Yang et al. (2000) afirmaram que esse composto possui atividade antifúngica, quando testado contra dermatófitos.

Segundo Lopez e Pascual-Villalobo (2010), as substâncias  $\gamma$ -terpineno e linalol também são responsáveis pela atividade inseticida dos óleos essenciais, por inibirem a atividade da acetilcolinesterase, enzima de essencial importância no sistema nervoso central, sendo que a sua inibição produz imobilização e morte dos insetos.

Os óleos essenciais que possuem em sua composição monoterpenos podem causar ação neurotóxica em insetos, semelhante à produzida por organofosforados e carbamatos, que inibem a enzima acetilcolinesterase (KOSTYUKOVSKY et al., 2002). Também atuam na dupla camada fosfolipídica da membrana celular, aumentando a permeabilidade celular e a perda dos constituintes celulares, alterando diversos sistemas enzimáticos, afetando a produção de energia celular e síntese de componentes estruturais, além de inativar ou destruir o material genético (KIM et al., 1995).

De acordo com Simões et al. (2004), monoterpenos simples desempenham um papel de proteção contra insetos nas plantas que os produzem. Albuquerque et al. (2007) destacam que o p-cimeno, assim como  $\alpha$  e  $\beta$ -pineno e outros monoterpenos estão presentes como componentes principais nos óleos essenciais que apresentam atividades biológicas.

Segundo Bakkali et al. (2008) o fato dos óleos essenciais serem misturas complexas de inúmeras moléculas e, em relação às suas propriedades biológicas, há que se perguntar se essa ação ocorre devido a um efeito sinérgico entre suas moléculas ou devido às moléculas que se encontram em maior concentração. A presença de um constituinte, seja majoritário ou não, pode intensificar ou até mesmo inibir a toxicidade de uma planta. Deste modo, ao avaliar o potencial de uma planta para ser usada em programas de controle de vetores e sua relação com os constituintes químicos, além

de refletir sobre os constituintes majoritários é preciso que seja considerado o sinergismo entre as substâncias, assim como o antagonismo.

Em relação à eclosão das larvas, no presente trabalho, foi observado que, com quatro e oito horas, o percentual de eclosão foi inferior a 10%, em todos os tratamentos e inclusive nos grupos controle. Com 12 horas ocorreu um aumento no percentual de eclosão, sendo que no tratamento no qual os ovos foram expostos ao óleo essencial por 120 minutos o percentual de eclosão manteve-se inferior a 10%, até 180 horas (Figura 5 (A) e (B)). Após a adição da ração (estímulo bioquímico) no meio, ocorreu um aumento na eclosão das larvas em todos os tratamentos, inclusive nos grupos controle (Figura 5 (C)). Com 336 horas de observação, a eclosão das larvas foi superior a 50% nos tratamentos cujos ovos foram expostos ao óleo essencial por 15, 30 e 60 minutos, assim como os controles, o que não ocorreu com o tratamento cujos ovos foram expostos por 120 minutos ao óleo essencial de *C. argyrophyllus* (Figura 5 (C)).

Antes da adição da ração, a porcentagem média acumulada de eclosão das larvas do *A. aegypti* foi significativamente menor para os tempos de exposição ao óleo de 60 e 120 minutos, quando comparado com 15 e 30 minutos de exposição e com os grupos controle (Figura 6). Entretanto, após a adição da ração, a eclosão das larvas não seguiu o mesmo padrão observado antes do fornecimento da ração. Constatou-se que a porcentagem acumulada de eclosão das larvas foi significativamente maior após a adição da ração (média  $\pm$  erro padrão;  $54 \pm 1,02$ ), quando comparado ao período anterior à adição ( $16,42 \pm 0,72$ ;  $F= 992,67$ ;  $P < 0,001$ ). independente do tratamento.

É provável que o óleo essencial de *C. argyrophyllus* tenha ocasionado a inibição do desenvolvimento larval, em virtude das condições adversas que foram geradas pela exposição dos ovos ao óleo essencial, por diferentes períodos. De Lima et al. (2013) testaram o óleo essencial de *Croton zehntneri* Pax et Hoffm, *Croton nepetaefolius* Kuntze, *Croton argyrophyllodes* Muell. Arg e *Croton sonderianus* Muell. Arg sobre ovos do *A. aegypti*, sendo que todos os óleos testados

inibiram a eclosão dos ovos, obtendo assim resultados semelhantes ao deste trabalho. Contudo, no presente trabalho, o fornecimento da ração de peixe pode ter estimulado a eclosão das larvas, independentemente das condições adversas a que foram submetidas. Dessa forma, o óleo essencial obtido das folhas de *C. argyrophyllus*, na concentração e nos períodos de exposição utilizados nesse estudo, não apresentou potencial para ser usado como um produto ovicida em programas de controle do *A. aegypti*, visto que, embora tenha afetado os embriões, provavelmente ocasionando um retardo temporário da eclosão, não interferiu de forma significativa na mortalidade larval. No experimento de De Lima et al. (2013) não foi acrescentada a ração após o período de observação.

Calado (2002), em um experimento realizado com ovos do *Aedes albopictus* Skuse, 1894, observou uma menor eclosão na ausência de alimento e um aumento significativo quando a ração para peixe foi adicionado ao meio líquido. Da mesma forma, Dieng et al. (2018), ao avaliarem a atuação de fluidos de resíduos doces, como fruto de banana, batata-doce cozida e a embalagem de alimentos doces, como lata de leite condensado, sobre a eclosão das larvas do *A. aegypti*, em condições artificiais, verificaram que o percentual de eclosão foi semelhante ao obtido no ambiente natural.

Por outro lado, o tempo de exposição também é um fator a ser observado quando se pensa no potencial ovicida de um óleo essencial, pois podem ser necessários períodos de exposição mais longos para que seja eficaz, principalmente em razão de sua grande volatilidade, causando um efeito residual curto e sua baixa solubilidade em água (BILIA et al., 2014).

A atividade ovicida de um produto também pode ser afetada pela idade do ovo, pela concentração do produto aplicado e pelo período de exposição (TENNYSON et al., 2011), assim como pela estrutura coriônica do ovo (CAMPBELL et al., 2016) e por fatores bióticos e abióticos como a temperatura, umidade (BESERRA et al., 2006), pluviosidade (FORATTINI, 2003), fotoperíodo (DINIZ et al., 2017) e o oxigênio dissolvido

(DO), que está ligado ao crescimento bacteriano (PONNUSAMY, 2011).

Aznar et al. (2013) observou que em climas temperados, chuvas intensas desencadeavam a eclosão das larvas, proporcionando um aumento na densidade larval. Por outro lado, a ausência de bactérias inibia a eclosão durante a estação de inverno e nas estações com chuvas isoladas, eclosão essa que também dependia da disponibilidade de alimento. Em ambientes naturais, as larvas do *A. aegypti* se alimentam também de bactérias, portanto, a sua presença no criadouro é um fator que estimula a eclosão das larvas.

É importante destacar que a ação dos óleos essenciais sobre os insetos não se restringe apenas a mortalidade do indivíduo. Além disso, pode provocar alterações comportamentais, tais como a repelência e deterrência alimentar e/ou de oviposição, assim como seus efeitos subletais também são ferramentas de manejo importantes para o controle de insetos-praga (COLPO et al., 2014; MELLO et al., 2014).

Para referendar um produto ovicida a ser usado em programas de controle do *A. aegypti* é necessário avaliar se os embriões realmente morreram em virtude do contato dos ovos com o produto que está sendo testado. Por outro lado, o produto pode não matar os embriões, mas pode interferir, posteriormente, no potencial biótico das larvas que eclodiram, afetando o seu potencial reprodutivo e interferindo no crescimento populacional do *A. aegypti*.

Portanto, não se pode descartar o potencial do óleo essencial de *C. argyrophyllus*, pois embora não tenha atuado como um ovicida, nos testes realizados, pode ter atuado no potencial biótico do *A. aegypti*.

Nesse estudo, a adição da ração ao meio aumentou significativamente o percentual de eclosão das larvas, funcionando, provavelmente, como um estímulo bioquímico, independentemente das condições adversas do meio, visto que as larvas eclodiram na presença de um fator essencial à sua sobrevivência, como o alimento, mesmo tendo entrado em contato com uma substância potencialmente tóxica, como o óleo essencial de *C. argyrophyllus*. É necessário, portanto, estar atento ao fato de

que esses fatores, em condições naturais, não são controlados e que um produto pode inicialmente demonstrar um potencial ovicida ao ser avaliado, mas em campo, em contato com diversos fatores ecológicos, a eclosão das larvas pode ocorrer.

órgãos de fomento: CAPES, FAPESB, CNPq  
e a UESB.

## CONCLUSÃO

O óleo essencial de *C. argyrophyllus* interferiu na eclosão das larvas do *A. aegypti*, quando em contato com os ovos do mosquito. No entanto, quando expostos à ração de peixe, estímulo bioquímico, houve eclosão, demonstrando, assim, a eficácia do ovo em proteger o embrião de substâncias tóxicas para esta fase.

Os sesquiterpenos hidrocarbonados foram a classe de compostos mais abundante presente no óleo essencial de *C. argyrophyllus*, seguidos por monoterpenos hidrocarbonados, sesquiterpenos oxigenados e monoterpenos oxigenados. Os principais constituintes encontrados no óleo foram o biciclogermacreno (15,46) e  $\beta$ -cariofileno (14,69%).

A busca por novos inseticidas botânicos oriundos de plantas da Caatinga é promissora, por ser um bioma exclusivamente brasileiro, com poucas espécies estudadas e estar ameaçado de extinção.

Além disso, trabalhos devem ser realizados objetivando interromper ou evitar o desenvolvimento embriológico do *A. aegypti*, contribuindo para o controle integrado deste vetor, em virtude da sua importância como transmissor de patógenos.

## AGRADECIMENTOS

À professora Dra. Sandra Lúcia da Cunha e Silva pela orientação deste trabalho e ao professor Dr. Paulo Sávio Damásio pelo auxílio com as análises estatísticas, ambos da UESB. À Frances Regiane Santos da UFRRJ, pela análise da composição química do óleo essencial, ao Programa de Pós Graduação em Ciências Ambientais (PPGCA), e aos

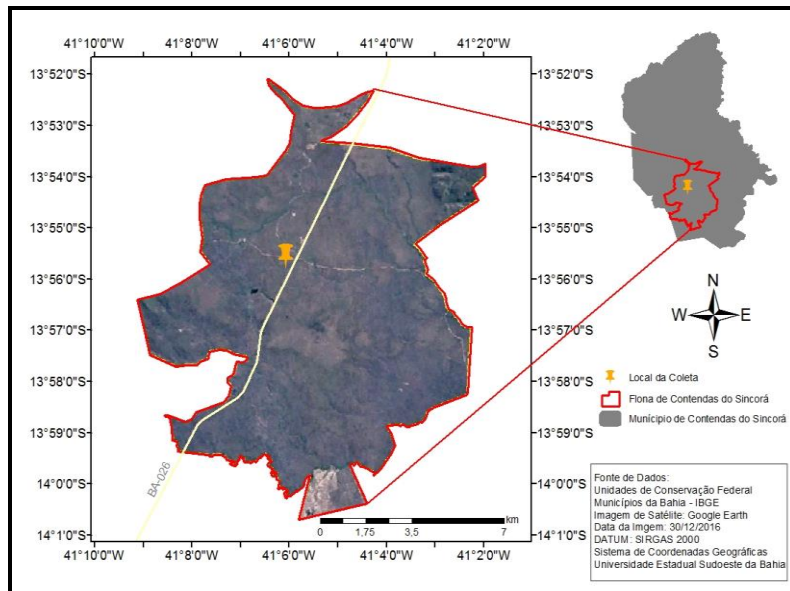
## REFERÊNCIAS

1. Adams, R. P. Allured Publishing Corporation: Carol Stream, **2007**, 4 ed.
2. Albuquerque M. R. J. R.; Costa S. M. O.; Bandeira P. N.; Santiago G. M. P.; Andrade-Neto M.; Silveira E. R.; Pessoa O. D.L. Anais da Academia Brasileira de Ciências, **2007**. 79(2): 209-213.
3. Almeida, L. F. R.; Delachiave, M. E. A.; Marques, M. O. M.; Rev. Bras. Pl. Med. **2005**, 8, 35.
4. André W. P. P.; Ribeiro W. L. C.; de Oliveira L. M. B.; Macedo I. T. F.; Rondon F. C. M.; Bevilaqua C. M. L. Acta Scientiae Veterinariae, **2018**. 46: 1522.
5. Anjos, Q. Q. A.; Silva, S. L. Da C.; Silva, D. C.; Gualberto, S. A.; Santos, F. R.; Carvalho, M. G.; Sousa, D. L.; Periódico Tchê Química. **2018**, 15(30). 364-379.
6. Araujo, S. S.; Santos, M. I. S.; Dias, A. S.; Ferro, J. N. S.; Lima, R. N.; Barreto, E. O.; Alves, P. B.; Santana A.E.G.; Thomazzi S. M.; Antonioli A. R.; Estevam C.S. Journal of Essential Oil Research. **2014**, 26(6), 446-451.
7. Aznar V. R.; Otero M. J.; de Majo M. S.; Fischer S, Solari H. G. Ecological modelling. **2013**, 253, 44-55.
8. Bakkali F.; Averbeck S.; Averbeck D.; Idaomar M. Food and Chemical Toxicology. **2008**, 46(2), 446-475.
9. Beserra, E. B.; Castro Jr. F. P.; Santos, J. W.; Santos, T. S.; Fernandes, C. R. M.; Neotropical Entomology. **2006**,35(6), 853-860.
10. Bilia, A. R.; Guccione C.; Isacchi B.; Righeschi C.; Firenzuoli F.; Bergonzi M. C. Evidence-based Complementary and Alternative Medicine: eCAM. **2014**, 651593, 29.
11. Boyer, S.; Medecine tropicale: revuedu Corps de sante colonial. **2012**, 72, 60-62.
12. Brito S. S. S.; Silva F.; Malheiro R.; Baptista P.; Pereira J. A. Industrial Crops and Products. **2018**, 113, 308-315.
13. Calado, D. C.; Silva, M. A. Da.; Revista de Saúde Pública. **2002**,36(2), 173-179.
14. Campbel, B. E.; Pereira, R. M.; Koehler, P. G. InsecticidesResistance. InTech. **2016**.
15. Carvalho, K. Da Silva; e Silva, S. L. D. C.; de Souza, I. A., Gualberto; S. A., da Cruz, R. C. D.; dos Santos, F. R.; de Carvalho, M. G. Parasitology research. **2016**,115 (9), 3441-3448.
16. Coitinho, R. L. B. C.; de Oliveira J. V.; Junior M. G. C. G.; da Câmara C. A. G. Ciência e Agrotecnologia. **2011**, 35(1), 172-178.
17. Colpo, J. F.; Jahnke, S. M.; Füller, T. N. Revista brasileira de plantas medicinais. **2014**, 16, (2), 182-188.
18. Costa J. G. M.; Santos P. F. D.; Brito S. A.; Rodrigues F. F.; Coutinho H. D.; Botelho M. A.; Lima S. G. D. Latin American Journal of Pharmacy. **2010**, 29(3), 463-467.
19. Cruz R. C. D.; Silva S. L. C. E.; Souza I. A.; Gualberto S. A.; Carvalho K. S.; Santos F. R.; Carvalho M. G.; J Med Entomol. **2017**, 54(4):985-993.
20. De Lima, G. P. G., de Souza, T. M., de Paula Freire, G., Farias, D. F., Cunha, A. P., Ricardo, N. M. P. S., de Moraes S. M. Carvalho, A. F. U. Parasitology research. **2013**, 112(5), 1953-1958.
21. Dieng H.; Satho T.; Meli N. K. K. B.; Abang F.; Nolasco-Hipolito C.; Hakim H.; Miake F.; Zuharah W.F.; Kassim N. F.A.; AbMajid A.H.; Morales Vargas R. E.; Morales N.P.; Noweg G. T.;

- EnvironSciPollut Res Int. **2018**, 25(14), 13833-13843.
22. Diniz, D. F. A.; Albuquerque C. M. R.; Oliva L. O.; Melo-Santos M. A. V.; Ayres C. F. J.; Parasites ;vectors. **2017**, 10(1), 310.
  23. Ferreira D. A. da C.; Degener C. M.; Marques-Toledo C. de A.; Bendati M. M.; Fetzer L. O.; Teixeira C. P.; Eiras Á. E. Parasitas e Vetores. **2017**, 10, 78.
  24. Figueiredo, R. C.; Rocha, W. C.; De Freitas, A. D. G. Ensaios e Ciência: C. Biológicas, Agrárias e da Saúde. **2018**, 22(2), 80-84.
  25. Forattini O. P.; Brito M.; Revista Saúde Pública. **2003**,37, 676-700.
  26. Gomes, P. R. B.; Silva, A. L. S.; Pinheiro, H. A.; Carvalho, L. L., Lima, H. S.; Silva, E. F.; Silva, R. P., Louzeiro, C. H.; Oliveira, M. B.; Filho, V. E. M. Revista Brasileira De Plantas Mediciniais. **2016**, 18(2, Suppl. 1), 597-604.
  27. Kostyukovsky, M.; Rafaeli, A.; Gileadi, C.; Demchenko, N.; Shaaya, E.; Pest Management Science, **2002**, 58, 1101–1106.
  28. Kim, J.M. Journal of Food Science, 60, 1364-1368, **1995**.
  29. Lima, A. E. F.; Castro, E. A.; Ferreira, D. A.; Abreu, C. M. W. S.; Coelho, E. L.; Sá, D. M. A. T. Magistra, **2016**, 28, (3/4), 369-378.
  30. Lopez M. J.; Pascual-Villalobos M. D. Mode of inhibition of acetylcholinesterase by monoterpenoids and implications for pest control. Indust Crops Prod. **2010**, 31(2), 284-288.
  31. Macoris M. L. G.; Andrighetti M. T. M.; Wanderley D. M. V.;Ribolla P. E. M. Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical. **2014**, 47(5): 573-578.
  32. Marcondes C. B.; Ximenes M. de F.F. de M. Ver Soc Bras Med Trop. **2015**; 49(1):4-10
  33. McGraw, E. A.; O'Neill, S. L.; Nature Reviews Microbiology. **2013**, 11(3), 181.
  34. Oehler, E.; Watrin, L.; Larre, P.; Leparco-Goffart, I.; Lastere, S.; Valor, F.; Baudouin, L.; Mallet, H.; Musso, D.; Ghawche, F. Euro Surveill. **2014**,19, 7–9.
  35. Oliveira, J.D.; Alves, C.C.F.; Miranda, M.L.D.; Martins, C.H.G.; Silva, T.S.; Ambrosio, M.A.L.V.; Alves, J.M.; Silva, J.P. Revista Brasileira Plantas Mediciniais, **2016**, 18 (2), 502-510.
  36. Pavela R. Crops and Products. **2015**, 76, 174-187.
  37. Ponnusamy L.; Böröczky K.; Wesson D. M.; Schal C.; Apperson C. S.;PLoS One. **2011**, 6(9), 24409.
  38. Rezende, G. L.; Martins, A. J.; Gentile, C.; Farnesi, I. C.; Pelajo-machado, M.; Peixoto, A. A.; valle, d. BMC developmental biology. **2008**, 8(1), 1-14.
  39. Santos, A. S.; Alves, S. M.; Figueiredo, F. J.; Rocha Neto, G.; Embrapa. **2004**, 1-6.
  40. Simas, N. K.; Lima, E. D. C.; Conceicao, S. D. R.; Kuster, R. M.; Oliveira Filho, A. D.; Lage, C. L. S. Química Nova. **2004**, 27(1), 46-49.
  41. Simões C.M.O.; Spitzer V. **2004**. 5.ed .467-495.
  42. Sokal, R. R.; Rohlf F. J. Biometry, 3ª Edição. **1995**, W. H. Freeman and Company, NewYork. 887 pp.
  43. Slatko B. E.; Luck A. N.; Dobson S. I.; Foster J. M. Mol Biochem Parasitol. **2014**; 195, 88-95.
  44. Tennyson, S.; Ravindran, K. J.; Arivoli, S.; Elixir Appl Botany. **2011**, 40, 5456-5460.



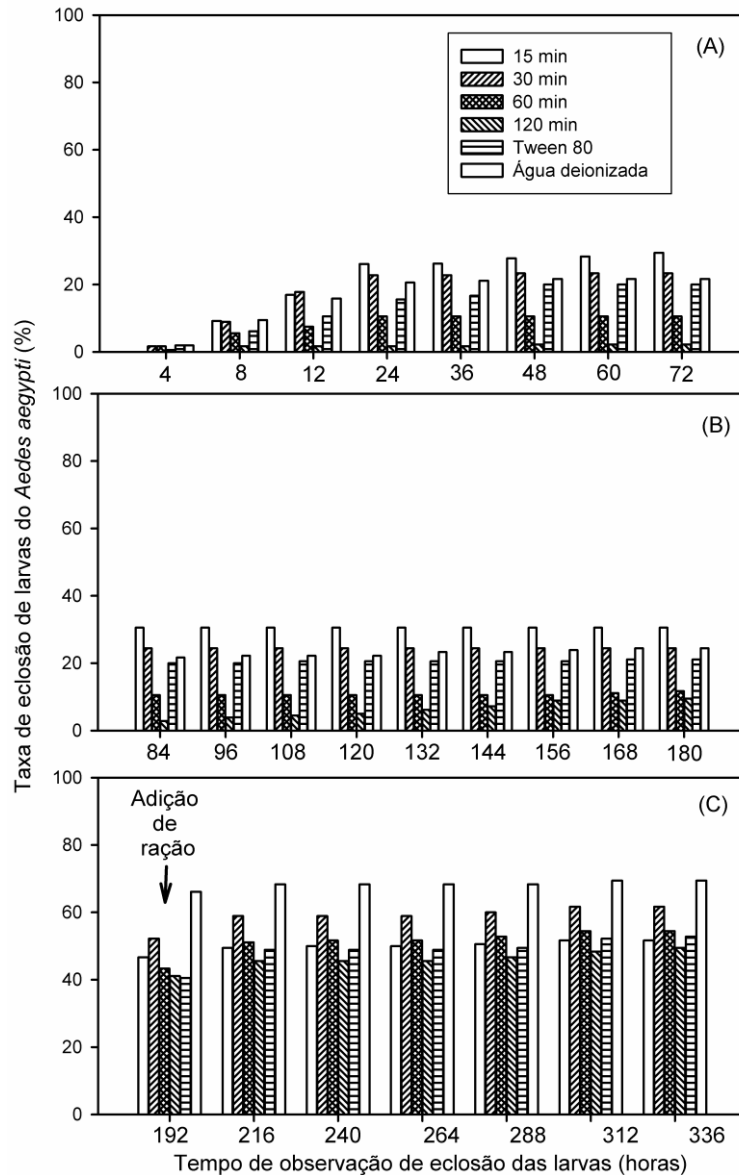
45. Vega-Rúa A.; Zouache K.; Girod R.; Failoux AB, Lourenço-de-Oliveira R. High .J Virol. **2014**, 89(14), 6294-306.
46. Yang D.; Michel L.; Chaumont J.P.; Millet-Clerc J. Mycopathologia, **2000**, 148(2),79-82.



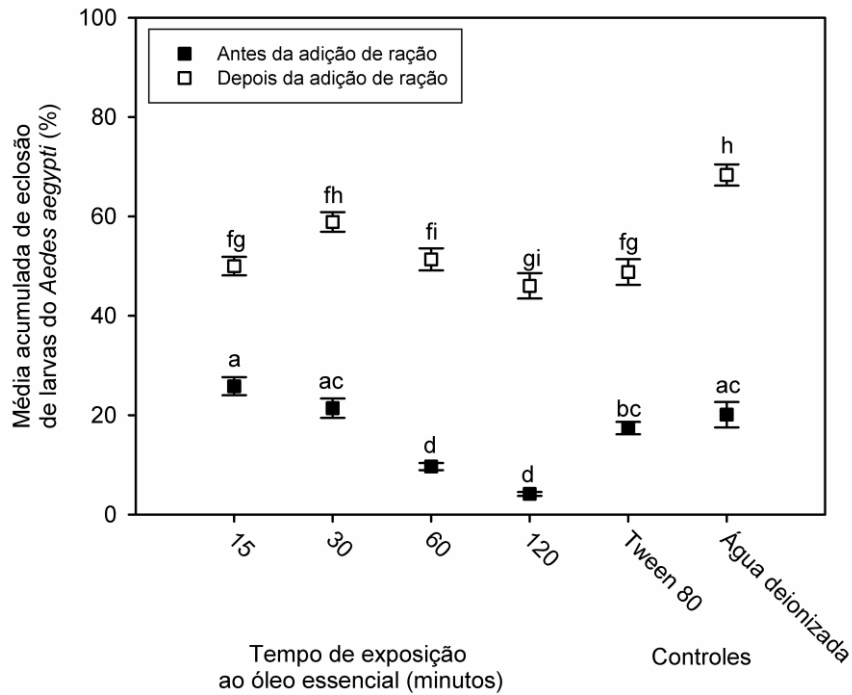
**Figura 1.** Mapa de localização indicando com seta amarela o local de coleta das folhas de *Croton argyrophyllus*, na Floresta Nacional de Contendas do Sincorá, Bahia, Brasil.



**Figura 2.** Ovo do *Aedes aegypti* oriundo da colônia estabelecida no Laboratório de Pesquisa de Inseticidas Naturais (LAPIN), da Universidade Estadual do Sudoeste da Bahia/Campus de Itapetinga, Bahia, Brasil (Aumento 8 x10).



**Figura 3.** Taxa acumulada de eclosão de larvas do *Aedes aegypti* em função do tempo de exposição dos ovos ao óleo essencial obtido das folhas de *Croton argyrophyllus* e controles (água deionizada e Tween 80), sendo o tempo de observação de eclosão das larvas reportado nas figuras (A) e (B) de 4 a 180 horas e (C) de 192 a 336 horas.



**Figura 4.** Média acumulada ( $\pm$  erro padrão) de eclosão de larvas do *Aedes aegypti* em função do tempo de exposição dos ovos ao óleo essencial de *Croton argyrophyllus* e controles antes e depois da adição de ração. Os quadrados fechados representam o período antes da adição de ração e os abertos representam após a adição da ração de peixe. As diferentes letras representam diferenças significativas baseadas no Pós-teste de Tukey.

**Tabela 1.** Composição química do óleo essencial obtido de folhas de *C. argyrophyllus*

Constituintes	IRL <sup>1</sup>	IK <sup>2</sup>	<i>C. argyrophyllus</i> (%) <sup>3</sup>
<b>Monoterpenos hidrocarbonados</b>			
Canfeno	930	954	0,03
β-Felandreno	934	1029	0,59
β-Pineno	943	979	7,18
Mirceno	956	990	0,42
α-Felandreno	980	1002	1,93
p-Cimeno	1010	1024	1,53
α-Pineno	1016	939	0,59
(E)-β-Ocimeno	1031	1050	1,41
γ-Terpineno	1039	1059	1,47
<b>Monoterpenos oxigenados</b>			
Terpineno-4-ol	1174	1177	0,73
Verbenona	1196	1205	0,59
<b>Sesquiterpenos hidrocarbonados</b>			
β-Bourboneno	1392	1288	0,72
β-Elemeno	1399	1390	3,47
β-Cariofileno	1432	1419	14,69
α-Humuleno	1464	1454	4,03
Biciclogermacreno	1509	1500	15,46
<b>Sesquiterpenos oxigenados</b>			
Óxido de cariofileno	1596	1583	1,70
Espatuleno	1603	1578	1,21
<b>Outros constituintes</b>			
Hexanal	804		0,05
(2E)-Hexenal	856	855	0,12
(4Z)-Hexenol	860	877	0,03
n-Hexanol	870	870	0,03
Heptanal	905	902	0,05
α-Acetato de Fenchil	1291	1220	0,19
Acetato de bornila	1345	1288	0,22
<b>Monoterpenos hidrocarbonados</b>			15,15
<b>Monoterpenos oxigenados</b>			1,32
<b>Sesquiterpenos hidrocarbonados</b>			38,37
<b>Sesquiterpenos oxigenados</b>			2,91
<b>Outros constituintes</b>			0,69
<b>Rendimento do óleo essencial</b>			0,35

<sup>1</sup>Índices de retenção com coluna capilar Factor Four/VF-5ms. <sup>2</sup>Índices de Kovats em coluna capilar DB-5 (ADAMS,2007). <sup>3</sup>Substâncias listadas por ordem de eluição em coluna capilar Factor Four/VF-5ms.