



RODRIGO FERREIRA LIMA TENÓRIO

Atividade biológica “*in vitro*” de extratos de *Commiphora leptophloeos* (Mart.) JB Gillett, *Ziziphus joazeiro* Mart., *Croton heliotropiifolius* Kunth, *Abarema cochliacarpus* (Gomes) Barneby & Grimes e *Eugenia uniflora* L. contra ixodídeos, culicídeos e nematoides gastrintestinais de pequenos ruminantes

RECIFE – PE

2017

UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DE PERNAMBUCO
PRÓ-REITORIA DE PESQUISA E PÓS-GRADUAÇÃO
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIA VETERINÁRIA

RODRIGO FERREIRA LIMA TENÓRIO

Atividade biológica “*in vitro*” de extratos de *Commiphora leptophloeos* (Mart.) JB Gillett, *Ziziphus joazeiro* Mart., *Croton heliotropiifolius* Kunth, *Abarema cochliacarpus* (Gomes) Barneby & Grimes e *Eugenia uniflora* L. contra ixodídeos, culicídeos e nematoides gastrintestinais de pequenos ruminantes

Tese apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Ciência Veterinária da Universidade Federal Rural de Pernambuco, como requisito parcial para obtenção do grau de Doutor em Ciência Veterinária.

Orientador:

Prof^a. Dr^a. Maria Aparecida da Gloria Faustino

RECIFE – PE

2017

UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DE PERNAMBUCO
PRÓ-REITORIA DE PESQUISA E PÓS-GRADUAÇÃO
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIA VETERINÁRIA

Atividade biológica “*in vitro*” de extratos de *Commiphora leptophloeos* (Mart.) JB Gillett, *Ziziphus joazeiro* Mart., *Croton heliotropiifolius* Kunth, *Abarema cochliacarpus* (Gomes) Barneby & Grimes e *Eugenia uniflora* L. contra ixodídeos, culicídeos e nematoides gastrintestinais de pequenos ruminantes

Tese de Doutorado elaborada por

RODRIGO FERREIRA LIMA TENÓRIO

Aprovada em ____/____/____

BANCA EXAMINADORA

Prof^ª. Dr^ª. Maria Aparecida da Gloria Faustino
Orientador - UFRPE - Departamento de Medicina Veterinária

Prof^ª. Dr^ª. Márcia Paula Oliveira Farias
UFPI - Campus Prof^ª. Cinobelina Elvas - Bom Jesus

Prof^ª. Dr^ª. Márcia Silva do Nascimento
UFPE – Centro de Ciências Biológicas

Prof^ª. Dr^ª. Gílcia Aparecida de Carvalho
UFRPE – Unidade Acadêmica de Garanhuns

Prof. Dr. José Pompeu dos Santos Filho
UFRPE – Departamento de Biologia

DEDICATÓRIA

Aos meus pais Jademilson Lima Tenório (*In memorian*) e Elcimar Ferreira Tenório,
Pela minha vida, amor, carinho, motivação, incentivo, e todos os ensinamentos
que hoje carrego sempre presente!

Aos meus irmãos Jademilson Lima Tenório Júnior e Alessandro Ferreira Lima Tenório,
Pela amizade, confiança, motivação e incentivo!

Aos meus sobrinhos e afilhado Raul Vasconcelos Tenório, e Mariah de Sá Vasconcelos
Tenório,
Pelos momentos de felicidades e alegrias!

A todos os meus familiares,
Pelo incentivo, motivação, carinho e momentos felizes!

Aos amigos,
Pela amizade, motivação, incentivo e momentos felizes de descontração!

**Com muito amor e gratidão,
DEDICO!**

AGRADECIMENTOS

Ao Programa de Pós-Graduação em Ciência Veterinária da Universidade Federal Rural de Pernambuco, pela oportunidade de realização do curso;

À Coordenação de Aperfeiçoamento do Pessoal de Nível Superior (CAPES) pela concessão da bolsa de estudos;

Ao Centro de Apoio à Pesquisa (CENAPESQ) da Universidade Federal Rural de Pernambuco pelos equipamentos cedidos para execução desta pesquisa.

Ao Laboratório de Doenças Parasitárias dos Animais Domésticos da UFRPE, Laboratório de Química de Produtos Naturais da UFPE, Laboratório de Bioterápicos da UFRPE, pelo espaço e disponibilização dos equipamentos para a execução desta pesquisa.

À Prof^a. Dr^a. Maria Aparecida da Gloria Faustino, pela orientação, apoio, dedicação, e acompanhamento das várias etapas da realização deste trabalho;

Aos meus pais Jademilson Lima Tenório (*In memoriam*) e Elcimar Ferreira Tenório por terem proporcionado os meus estudos, especialmente pelos momentos de amor, alegria e ensinamentos que hoje carrego no coração, e com muita saudade do companheirismo do meu pai que sempre esteve presente em minha vida;

Aos meus irmãos Júnior e Alessandro pelo incentivo e motivação para a realização deste curso;

À Prof^a. Dr^a. Márcia Silva do Nascimento do Departamento de Antibióticos da UFPE por ter incentivado, confiado, e colaborado de forma paciente para a realização deste trabalho e à coorientação;

À Prof^a. Dr^a. Gílcia Aparecida de Carvalho por ter colaborado na realização do projeto, e à coorientação;

Ao Prof. Dr. Lêucio Câmara Alves pela sua atenção e disponibilidade para ajudar;

À Médica Veterinária Maria Inês de Assis Cavalcanti, por sua amizade, conversas, companheirismo no laboratório, e sua colaboração que foi fundamental para a execução desta pesquisa.

À Prof^a. Dr^a. Ana Paula Monteiro Tenório pelos incentivos, amizade, e momentos de distrações;

Ao Dr. Rodolfo Luiz Godoy do Amaral, por sua amizade, e disponibilidade para coletar material nas viagens pelo interior de Pernambuco, e pelos momentos de prosas e risadas;

Ao Lourinaldo Gavila de Lima, Valdeni Aniceto da Silva e Salviano Bezerra, do Município de Bezerros – PE, por terem colaborado pacientemente na coleta do material botânico, e pelos momentos de prosas e risadas;

Ao amigo Orlando do Curado IV, Município de Recife – PE, por ter disponibilizado seus animais e colaborado com a coleta de fezes dos caprinos e ovinos, e também pelos momentos de descontração, prosas e risadas;

À Lana Bezerra da secretaria do Programa de Pós-Graduação em Ciência Veterinária da Universidade Federal Rural de Pernambuco, pela gentileza de seus favores prestados nas horas mais precisas;

A todos que fazem parte do Laboratório de Doenças Parasitárias dos Animais Domésticos, que colaboraram de forma direta e/ou indireta na execução deste trabalho.

Aos tutores de animais e proprietários que colaboraram com a pesquisa na disponibilização dos animais infestados;

Enfim, a todos aqueles que colaboraram direta e/ou indiretamente para a realização desta pesquisa.

EPÍGRAFE

“Não é o mais forte que sobrevive, nem o mais inteligente, mas o que melhor se adapta às mudanças.”

Charles Darwin

RESUMO

O uso de plantas medicinais é uma alternativa para o controle de pragas, pois fornecem compostos químicos com potencial ação ectoparasiticida. Desta forma, objetivou-se no presente estudo avaliar a atividade biológica “*in vitro*” de extratos de *Commiphora leptophloeos* (Mart.) JB Gillett, *Ziziphus joazeiro* Mart., *Croton heliotropiifolius* Kunth, *Abarema cochliacarpus* (Gomes) Barneby & Grimes e *Eugenia uniflora* L. contra ixodídeos, culicídeos e nematoides gastrintestinais de pequenos ruminantes. A atividade carrapaticida foi avaliada contra *Anocentor nitens* pela técnica de imersão de fêmeas ingurgitadas. Foram utilizadas concentrações de 100 % e 50 % dos extratos hidroalcoólicos das folhas de *C. leptophloeos*, *C. heliotropiifolius* e *Z. joazeiro* e água destilada como controle negativo. No ensaio com culicídeos, segundo metodologia preconizada pela Organização Mundial da Saúde com larvas de terceiro estágio de *Aedes (stegomyia) aegypti* expostas à concentrações de 30 mg / mL, 20 mg / mL e 10 mg / mL dos extratos das folhas de *C. leptophloeos* e *C. heliotropiifolius*, e 30 mg / mL, 1 mg / mL e 0,5 mg / mL para *Z. joazeiro*, e como controle positivo larvicida biológico *Bacillus thuringiensis* sorovar *israelensis* nas concentrações de 0,06 ppm e 0,37 ppm, e controle negativo com água declorada. Nas mesmas condições, testou-se o extrato etanólico da casca do caule de *A. cochliacarpus* na concentração de 10 mg / mL, tendo como controle positivo o larvicida industrial Pyriproxifen na concentração de 0,002 g / L e controle negativo água destilada. Pelo cálculo dos percentuais de redução de larvas por grama de fezes, o mesmo extrato de *A. cochliacarpus* foi avaliado contra helmintos gastrintestinais de pequenos ruminantes (concentrações a 10 %, 25 % e 50 %), e o extrato aquoso das folhas de *E. uniflora* (concentrações a 20 %). Utilizaram-se controles negativos com água destilada e controles positivos com Ivermectina 1 % e Albendazole 5 %. Contra *A. nitens*, a espécie *C. leptophloeos* mostrou-se eficaz em todas as concentrações testadas, e as espécies *Z. joazeiro* e *C. heliotropiifolius* demonstraram eficácia apenas na concentração de 100 %. No ensaio com *A. aegypti*, as mais elevadas taxas de mortalidade foram obtidas nas maiores concentrações testadas, sendo de 66,5 % para *C. leptophloeos*, 92,75 % para *Z. joazeiro* e de 33,75 % com *C. heliotropiifolius*. Com o extrato de *A. cochliacarpus* (10 mg / mL) a taxa de mortalidade foi de 34,75 %. No teste de redução do LPG, identificaram-se larvas dos gêneros *Haemonchus*, *Trichostrongylus* e *Oesophagostomum*, obtendo-se redução altamente efetiva para as concentrações de 25 % e 50 % de *A. cochliacarpus* contra os três gêneros. O extrato aquoso de *E. uniflora* (20 %) não apresentou efeito sobre a redução do número de larvas dos referidos nematoides gastrintestinais. Conclui-se que os extratos

hidroalcoólicos das folhas de *C. leptophloeos*, *Z. joazeiro* e *C. heliotropiifolius* apresentam atividade biológica contra *A. nitens*, e o extrato etanólico da casca do caule de *A. cochliacarpus* demonstra melhor atividade de mortalidade que larvicidas comerciais convencionalmente utilizados contra larvas de *A. aegypti*. O extrato aquoso das folhas de *E. uniflora* na concentração de 0,2 g / mL não se apresenta suficiente para promover a redução de larvas por grama de fezes.

Palavras-chave: plantas medicinais, carrapato, mosquito, tricostrongilídeos

ABSTRACT

The use of medicinal plants is an alternative for pest control, as they provide chemical compounds with potential ectoparasitocidal action. Thus, the objective of this study was to evaluate the *in vitro* biological activity of extracts of *Commiphora leptophloeos* (Mart.) JB Gillett, *Ziziphus joazeiro* Mart., *Croton heliotropiifolius* Kunth, *Abarema cochliacarpus* (Gomes) Barneby & Grimes and *Eugenia uniflora* L. against ixodids, culicidae and small ruminant gastrointestinal nematodes. The tickcide activity was evaluated against *Anocentor nitens* by the technique of immersion of engorged females. Concentrations of 100 % and 50 % of the hydroalcoholic extracts of the leaves of *C. leptophloeos*, *C. heliotropiifolius* and *Z. joazeiro* and distilled water as negative control were used. In the assay with Culicids *Aedes (stegomyia) aegypti* third instar larvae were exposed to concentrations of 30 mg / mL, 20 mg / mL and 10 mg / mL of leaf extracts of *C. leptophloeos* and *C. heliotropiifolius*, and for *Z. joazeiro* 30 mg / mL, 1 mg / mL and 0.5 mg / mL according to a methodology recommended by the World Health Organization. An biological larvicide *Bacillus thuringiensis* sorovar *israelensis* at concentrations of 0.06 ppm and 0.37 ppm was used as positive control and a negative control with dechlorinated water. Under the same conditions, the ethanolic extract of *A. cochliacarpus* stem bark at a concentration of 10 mg / mL was tested, and the industrial larvicide Pyriproxyfen at a concentration of 0.002 g / L and distilled water were used as positive control and negative control respectively. The antihelminthic activity against gastrintestinal helminths of small ruminants was evaluated for the ethanolic extract of *A. cochliacarpus* stem bark (10 %, 25 % and 50 % concentrations) and of the aqueous extract of *E. uniflora* leaves (concentrations of 20 %), determined by the calculation of percentages of larvae reduction per gram of faeces. Negative controls were used with distilled water and positive controls with Ivermectin 1 % and Albendazole 5 %. The species *C. leptophloeos* was effective at all concentrations tested against *A. nitens*, and the species *Z. joazeiro* and *C. heliotropiifolius* demonstrated efficacy only at the concentration of 100 %. In the *A. aegypti* assay, the highest mortality rates were obtained at the highest concentrations tested, being 66.5 % for *C. leptophloeos*, 92.75 % for *Z. joazeiro* and 33.75 % for *C. heliotropiifolius*. With the extract of *A. cochliacarpus* (10 mg / mL) the mortality rate was 34.75 %. In the larvae reduction per gram of faeces, larvae of genus *Haemonchus*, *Trichostrongylus* and *Oesophagostomum* were identified, obtaining a highly effective reduction for the 25 % and 50% concentrations of *A. cochliacarpus* against the three genera. The aqueous extract of *E. uniflora* (20 %) had no effect on the reduction of the number of larvae of said gastrointestinal

nematodes. It is concluded that hydroalcoholic extracts of the leaves of *C. leptophloeos*, *Z. joazeiro* and *C. heliotropiifolius* present biological activity against *A. nitens*, and the ethanolic extract of the stem bark of *A. cochliacarpus* shows a better mortality activity than conventionally commercial larvicides used against *A. aegypti* larvae. The aqueous extract of the leaves of *E. uniflora* at the concentration of 0.2 g / mL is not present enough to promote reduction of larvae per gram of feces.

Key words: Medicinal plants, ticks, mosquitoes, trichostrongylids

LISTA DE FIGURAS

REVISÃO DE LITERATURA

FIGURA 1 - <i>Commiphora leptophloeos</i> - Bezerros – PE.	22
FIGURA 2 - <i>Ziziphus joazeiro</i> - Bezerros – PE.	23
FIGURA 3 - <i>Croton heliotropiifolius</i> - Bezerros – PE.	24
FIGURA 4 – <i>Abarema cochliacarpus</i> - Itamaracá – PE.	26
FIGURA 5 – <i>Eugenia uniflora</i> – Jaboatão dos Guararapes – PE.	27

LISTA DE TABELAS

ARTIGO 1

TABELA 1 – Atividade do extrato hidroalcoólico das folhas de *Commiphora leptophloeos* (Mart.) J.B.Gillett sobre teleóginas de *Anocentor nitens* (Neumann, 1897). 55

TABELA 2 – Atividade do extrato hidroalcoólico das folhas de *Ziziphus joazeiro* Mart sobre teleóginas de *Anocentor nitens* (Neumann, 1897). 56

TABELA 3 – Atividade do extrato hidroalcoólico das folhas de *Croton heliotropiifolius* Kunth sobre teleóginas de *Anocentor nitens* (Neumann, 1897). 56

ARTIGO 2

TABELA 1. Taxa de mortalidade de *A. aegypti* durante um período de 24 horas, tratado com diferentes concentrações de extrato hidroalcoólico de *Commiphora leptophloeos*. 70

TABELA 2. Taxa de mortalidade de *A. aegypti* durante um período de 24 horas, tratado com diferentes concentrações de extrato hidroalcoólico de *Ziziphus joazeiro*. 71

TABELA 3. Taxa de mortalidade de *A. aegypti* durante um período de 24 horas, tratado com diferentes concentrações de extrato hidroalcoólico de *Croton heliotropiifolius*. 72

ARTIGO 3

TABELA 1. Taxa de mortalidade (média \pm desvio padrão) de larvas de *A. aegypti* durante o período de 24h tratado com diferentes concentrações de extrato de *Abarema cochliacarpos*. 84

ARTIGO 4

TABELA 1. Percentual de redução de larvas de nematoides gastrintestinais em amostras fecais da espécie caprina 95

TABELA 2. Percentual de redução de larvas de nematoides gastrintestinais em amostras fecais da espécie ovina. 95

ARTIGO 5

TABELA 1. Percentual de redução de larvas dos gêneros *Haemonchus*, *Trichostrongylus* e *Oesophagostomum*, por grupos de tratamento. 104

LISTA DE QUADROS

ARTIGO 2

QUADRO 1. Testes utilizados para a identificação das principais classes de metabólitos secundários. 68

QUADRO 2. Análise fitoquímica das folhas de *Commiphora leptophloeos*, *Ziziphus joazeiro* e *Croton heliotropiifolius* para as principais classes de metabólitos secundários. 69

SUMÁRIO

RESUMO	VII
ABSTRACT	IX
LISTA DE FIGURAS	XI
LISTA DE TABELAS	XII
LISTA DE QUADROS	XIII
1. INTRODUÇÃO.....	17
2. REVISÃO DE LITERATURA	20
2.1 Plantas medicinais.....	21
2.1.1 <i>Commiphora leptophloeos</i> (Mart.) J.B.Gillett	22
2.1.2 <i>Ziziphus joazeiro</i> Mart.	23
2.1.3 <i>Croton heliotropiifolius</i> Kunth.....	24
2.1.4 <i>Abarema cochliacarpus</i> (Gomes) Barneby & Grimes	25
2.1.5 <i>Eugenia uniflora</i> L.	26
2.2 <i>Anocentor nitens</i> (NEUMANN, 1897)	27
2.3 <i>Aedes (Stegomyia) aegypti</i> (Linnaeus, 1762)	29
2.4 Helmintos gastrintestinais de pequenos ruminantes	31
3. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	33
4.1 ARTIGO 1	50
RESUMO.....	51
ABSTRACT.....	51
INTRODUÇÃO	52
MATERIAL E MÉTODOS	53

RESULTADOS E DISCUSSÃO.....	55
CONCLUSÃO.....	57
AGRADECIMENTOS.....	57
REFERÊNCIAS.....	57
4.2 ARTIGO 2.....	63
RESUMO.....	64
ABSTRACT.....	65
INTRODUÇÃO.....	66
MATERIAL E MÉTODOS.....	67
RESULTADO E DISCUSSÃO.....	69
CONCLUSÃO.....	73
AGRADECIMENTOS.....	73
REFERÊNCIAS.....	73
4.3 ARTIGO 3.....	79
RESUMO.....	80
ABSTRACT.....	80
INTRODUÇÃO.....	81
MATERIAL E MÉTODOS.....	82
RESULTADO E DISCUSSÃO.....	83
CONCLUSÃO.....	84
AGRADECIMENTOS.....	85
REFERÊNCIAS.....	85
4.4 ARTIGO 4.....	88
RESUMO.....	89
ABSTRACT:.....	90

INTRODUÇÃO	91
MATERIAL E MÉTODOS	92
RESULTADO E DISCUSSÃO	94
REFERÊNCIAS.....	96
4.5 ARTIGO 5	100
RESUMO.....	101
ABSTRACT.....	101
INTRODUÇÃO	102
MATERIAL E MÉTODOS	102
RESULTADOS E DISCUSSÃO.....	104
CONCLUSÃO	105
AGRADECIMENTOS	105
REFERÊNCIAS.....	105
5. CONCLUSÃO FINAL.....	108

1. INTRODUÇÃO

1. INTRODUÇÃO

O parasitismo, tanto em animais como nos seres humanos, pode ser exercido por uma miríade de gêneros, dos quais muitos apresentam prevalência elevada e provocam danos como mortalidade e perda de peso durante o ano todo em países de clima tropical e no verão em países de clima temperado, além de causarem um grande impacto no bem estar dos animais em virtude do sofrimento ocasionado pelo parasitismo (BARGER, 1982; ROGER, 2008), e consequência que comprometem a qualidade de vida dos seres humanos. Dentre estes, apresentam relevância os artrópodes parasitos da ordem Acari, principalmente para os animais, além dos helmintos gastrintestinais. Acrescentam-se, aqui, os culicídeos (Diptera: Culicidae), conhecidos no Brasil como muriçoca, carapanã e pernilongo (REZENDE et al., 2011), de particular importância na saúde pública podendo atuar como vetores de uma série de patógenos que causam doenças graves em seres humanos (RIBEIRO, 2014). Entre as doenças transmitidas estão a febre amarela e a dengue que se tornou endêmica no Brasil (SILVA, 2006; REZENDE et al., 2011).

Diversas medidas de controle têm sido implantadas, prevalecendo a utilização de formulações químicas (NEVES e NOGUEIRA, 1996; AMBRÓS GINARTE, 2003; RESENDE et al., 2012). Com o surgimento de formas resistentes aos parasiticidas convencionais utilizados, tem crescido a procura por extratos vegetais e substâncias naturais que, sejam efetivas para o controle dos parasitos em suas diferentes fases de desenvolvimento, e isentas de toxicidade para o meio ambiente (SIMAS, 2004). Estudos a partir de extratos vegetais surgem com a expectativa de se encontrarem substâncias com propriedades antiparasitárias e simultaneamente seletivas para serem usadas em futuras formulações de um produto comercial (FURTADO et al., 2005), visando-se obter uma alternativa eficaz e ecologicamente viável para o controle de pragas (FARIAS, 2011), sendo as plantas medicinais aliadas extremamente úteis, pois fornecem extratos e compostos químicos isolados (SILVA et al., 2010).

Nesse contexto, o Brasil tem um grande potencial devido a sua rica biodiversidade florística (CUNHA e SILVA et al., 2014), destacando-se o bioma caatinga, que consitui um rico ecossistema exclusivamente brasileiro, com grande diversidade de espécies e elevada incidência de endemismo (SANTOS-LIMA et al., 2016).

Atualmente, pesquisas com extratos de plantas com atividade contra parasitos vem aumentando, e resultados significativos *in vitro* têm sido demonstrados. Os extratos vegetais contêm misturas de substâncias que podem atuar sinergicamente, de diferentes formas, o que

torna o desenvolvimento da resistência parasitária mais difícil do que normalmente ocorre com acaricidas convencionais (CHAGAS et al., 2012).

No entanto, muitos preparados de origem vegetal, devido ao conhecimento obtido de sua aplicação popular, são usados indiscriminadamente sem que haja a confirmação de sua ação. Portanto, para comprovação de sua eficácia e segurança de uso, é imprescindível a investigação científica da atividade biológica das plantas sobre as espécies alvo do controle.

Neste contexto, objetivou-se no presente estudo avaliar a atividade biológica “*in vitro*” de extratos de *Commiphora leptophloeos* (Mart.) JB Gillett, *Ziziphus joazeiro* Mart., *Croton heliotropiifolius* Kunth, *Abarema cochliacarpus* (Gomes) Barneby & Grimes e *Eugenia uniflora* L. contra ixodídeos, culicídeos e nematoides gastrintestinais de pequenos ruminantes.

2. REVISÃO DE LITERATURA

2. REVISÃO DE LITERATURA

2.1 Plantas medicinais

Não se sabe ao certo quando se iniciou o uso de plantas medicinais e aromáticas com propósitos curativos (MARINHO et al., 2007). De acordo com Vendruscolo e Mentz (2006) a utilização de plantas medicinais é uma prática comum entre as populações, e segundo a Organização Mundial da Saúde, 80% da população mundial recorrem às medicinas tradicionais para atender suas necessidades primárias de assistência médica (OMS, UICN e WWF, 1993).

Segundo Noldin et al. (2003), a utilização de plantas medicinais tornou-se um recurso terapêutico alternativo de grande aceitação pela população e vem crescendo junto a comunidade médica, desde que sejam utilizadas as plantas cujas atividades biológicas tenham sido investigadas cientificamente, comprovando a sua eficácia e segurança.

As práticas relacionadas ao uso popular de plantas medicinais são o que muitas comunidades têm como alternativa viável para o tratamento de doenças ou manutenção da saúde (PINTO et al., 2006).

No Brasil, a utilização de plantas no tratamento de doenças, apresenta fundamentalmente influências da cultura indígena, africana e, naturalmente, europeia. tal conjunto de conhecimentos sobre o uso de plantas é uma prática alternativa optada por milhares de brasileiros que não tem acesso às práticas médicas oficiais, devido aos altos custos, principalmente no que diz respeito às consultas médicas e aquisição de medicamentos (PINTO et al., 2006; MARINHO et al., 2007; SILVA et al., 2010).

Os preparados de origem vegetal são usados indiscriminadamente sem que haja a confirmação de sua ação ou mesmo da possível existência de toxicidade (CIRQUEIRA e ALVES, 2005). Do ponto de vista científico, algumas pesquisas mostraram que muitas dessas plantas possuem substâncias agressivas e por essa razão devem ser utilizadas com cuidado, respeitando seus riscos toxicológicos (RODRIGUES et al., 2011).

Neste contexto, crescem em importância estudos para o desenvolvimento de novas alternativas terapêuticas eficazes e acessíveis às populações de baixa renda, sendo as plantas medicinais extremamente úteis, pois fornecem extratos e compostos químicos isolados (SILVA et al., 2010). Conforme Bahmani et al. (2014), as plantas medicinais são medicamentos alternativos para muitas doenças parasitárias, dos quais algumas pesquisas já relatam resultados promissores. Todavia, há a necessidade de avaliar os mecanismos de ação

dos extratos de plantas que podem afetar a viabilidade, mobilidade e fecundidade dos parasitos *in vitro*, pois, ainda assim, carecem de estudos científicos (GOMES et al., 2010).

De acordo com Farias (2011) a utilização de fitoterápicos no controle das parasitoses de animais domésticos tem-se intensificado em várias partes do mundo, e seu uso pode reduzir os impactos ambientais e econômicos causados pela utilização de produtos sintéticos convencionais.

2.1.1 *Commiphora leptophloeos* (Mart.) J.B.Gillett

É uma árvore pertencente à família Burseraceae (Figura 1), de ocorrência no Brasil, Bolívia, Colômbia e Venezuela (ITIS, 2015), conhecida popularmente como amburana, umburana, imburana, imburana de cambão, imburana-brava (LUCENA et al., 2008; ALVES e NASCIMENTO, 2010; TRENTIN et al., 2011; CABRAL, 2014). Devido a esses nomes populares é geralmente identificada erroneamente como *Amburana cearensis* e *Dipteryx odorata* (CANUTO et al., 2012).

Na medicina popular é indicada no tratamento de gripe, tosse, bronquite, doenças urinárias e fígado, e ferimentos (ROQUE et al., 2010; TRENTIN et al., 2011), e as partes utilizadas são: entrecasca do caule, flor, folhas, látex, e raízes (LUCENA et al., 2008; ROQUE et al., 2010; TRENTIN et al., 2011; MACÊDO et al., 2013). No Agreste do estado de Pernambuco esta árvore, além de ter a utilidade medicinal, é também empregada como geração de combustível, forrageira, e em construções (LUCENA et al., 2008).

Segundo Alves e Nascimento (2010), a espécie *Commiphora leptophloeos* (Mart.) J.B.Gillett destaca-se como uma das plantas mais populares do sertão do cariri paraibano por suas propriedades medicinais. Clementino (2014) constatou a presença de taninos catéquicos, antocianina, flavonoides, saponinas, alcaloides e albuminas.



FIGURA 1 - *Commiphora leptophloeos* - Bezerros - PE.
Fonte: Arquivo Pessoal, 2015.

2.1.2 *Ziziphus joazeiro* Mart.

É uma árvore pertencente à família Rhamnaceae, de ocorrência no Brasil, Argentina e Paraguai (ITIS, 2015), conhecida popularmente como juá, juazeiro, laranjeira-do-vaqueiro (LORENZI e MATOS, 2002; SILVA, 2009; SOUSA, 2013). A família Rhamnaceae possui cerca de 100 espécies amplamente distribuídas (SILVA et al., 2011). Brito et al. (2015) cita que o gênero *Ziziphus* compreende cerca de 30 espécies. Segundo Lorenzi e Matos (2002) a espécie *Ziziphus joazeiro* Mart. (Figura 2) é o representante mais notável do bioma caatinga.

A espécie *Ziziphus joazeiro* Mart. apresenta vasto uso medicinal e nutricional, principalmente para o tratamento de problemas de pele e respiratório, cáries, caspa, digestão, inflamação e cicatrizante (ALMEIDA et al., 2005; ALBUQUERQUE, 2006; ALBUQUERQUE et al., 2007a,b; SILVA, 2009; NASCIMENTO et al., 2011; RODRIGUES e ANDRADE, 2014; SARAIVA et al., 2015). Silva et al. (2014), em um estudo no semi-árido de Pernambuco, demonstraram a utilização desta espécie para o combate de carrapatos e piolhos em caprinos e bovinos, e vermes de equinos e asininos.

De acordo com Ribeiro et al. (2014), a casca apresenta saponinas triterpênicas, além de outros triterpenos, ésteres, alcaloides, cafeína. As saponinas são exploradas por suas propriedades físico-químicas (formação de espuma, emulsificação, solubilização) e biológicas (antimicrobiana, hemolítica, inseticida, moluscicida), nas indústrias de alimentos, cosméticas e farmacêuticas, e também na biorremediação do solo (RIBEIRO et al., 2013). Brito et al. (2015) mostraram a presença de flavonoides, fenois, taninos e saponinas nas folhas de *Ziziphus joazeiro* Mart. em cromatografia líquida de alta performance.



FIGURA 2 – *Ziziphus joazeiro* - Bezerros – PE.

Fonte: Arquivo Pessoal, 2015.

2.1.3 *Croton heliotropiifolius* Kunth

O gênero *Croton* pertence à família Euphorbiaceae, com cerca de 1.300 espécies, sendo, cerca de 300 espécies amplamente distribuídas no semi-árido, praias e florestas do Brasil (SALATINO et al., 2007; NEVES e CAMARA, 2012).

A espécie *Croton heliotropiifolius* Kunth (Figura 3) é conhecida vulgarmente como velame (SILVA et al., 2010; QUEIROZ et al., 2014), quebra-faca (RAMOS e ALBUQUERQUE, 2012; NUNES et al., 2015), e é encontrada praticamente em toda a região Nordeste estendendo-se até o estado de Minas Gerais (SILVA et al., 2010).

Várias espécies desempenham importante papel nos usos tradicionais de plantas medicinais na África, Ásia e América do Sul, nos quais: tratamento de câncer, constipação intestinal, diarreia e outros problemas digestivos, diabetes, feridas externas, febre, hipercolesterolemia, hipertensão, inflamação, vermes intestinais, malária, dor, úlceras e obesidade (SALATINO et al., 2007; ROQUE et al., 2010).

Além disso, *Croton* possui forte potencial econômico, especialmente para a indústria farmacêutica, devido aos diversos metabólitos secundários, como alcaloides, flavonoides e terpenoides (SILVA et al., 2009).

Espécies deste gênero são conhecidas por conter compostos inseticidas tal como as catequinas, galocatequinas, diterpenos e sesquiterpenos (SILVA et al., 2012). Neves e Camara (2012) identificaram 23 componentes no óleo extraído das folhas de *Croton rhamnifolius* var. *heliotropiifolius*, no qual, caracterizaram altas porcentagens de sesquiterpenos, particularmente β -caryophyllene, spathulenol e germacrene B.



FIGURA 3 - *Croton heliotropiifolius* - Bezerros – PE.

Fonte: Angélico, 2011; Google, 2017.

2.1.4 *Abarema cochliacarpus* (Gomes) Barneby & Grimes

Abarema cochliacarpus é uma espécie nativa do Brasil, pertence à família Leguminosae-Mimosoidae, que apresenta porte arbóreo, atingindo cerca de 8 m de altura. Ocorre principalmente no litoral da Mata Atlântica, distribuída pelos estados da Bahia, Espírito Santo e Paraíba podendo ser encontrada na caatinga, no cerrado em campos rupestres, às vezes atingindo altitudes de até 1.100 metros (IUCN, 2011). Segundo a União Internacional de Conservação da Natureza e Recursos Naturais - IUCN (2011), a espécie está classificada como vulnerável à extinção. Trata-se de uma árvore frondosa de pequeno a médio porte, possuindo folhas compostas, inflorescência em glomérulos globosos, flores ligeiramente amareladas, frutos do tipo legume contorcido e sementes brancas acinzentadas, amplamente utilizada *in natura* no Brasil como planta medicinal (SANTOS et al., 2007).

A espécie é popularmente conhecida como barbatimão, babatenom, barba-de-timão, entre outras, e além de ser utilizada na recuperação de áreas degradadas apresenta grande valor medicinal (ARDISSON, 2002; SANTOS et al., 2007; NICIOLI et al., 2008; SILVA et al., 2009; COELHO et al., 2010). No Brasil outras espécies conhecidas como barbatimão (*Stryphnodendron adstringens*, *Stryphnodendron obovatum*, *Stryphnodendron polyphyllum*, *Stryphnodendron barbatimam*, *Dimorphandra mollis*) são utilizadas para os mesmos fins terapêuticos (FONSECA e LIBRANDI, 2008; SILVA et al., 2009).

É uma planta medicinal rica em taninos, o qual está diretamente ligado à atividade farmacológica do barbatimão (ARDISSON, 2002; FONSECA e LIBRANDI, 2008; LOPES et al., 2009; COELHO et al., 2010). No processo de cicatrização, os taninos precipitam as proteínas dos tecidos lesionados, formando um revestimento protetor que favorece a sua regeneração (ARDISSON, 2002), e possuem a capacidade de inibir adesinas e enzimas bacterianas (FERREIRA et al., 2010).

O decocto das cascas desta planta é amplamente empregado na maioria das regiões do Brasil no tratamento da leucorréia, hemorragias, diarreia, hemorroidas, para limpeza de ferimentos e na forma de gotas contra conjuntivite (SANTOS et al., 2007; SOUZA et al., 2007; FONSECA e LIBRANDI, 2008; LOPES et al., 2009; SILVA et al., 2009). Segundo Silva et al. (2009), as propriedades farmacológicas desta planta ainda não foram extensamente investigada, e poucos estudos têm sido relatados.



FIGURA 4 – *Abarema cochliacarpus* - Itamaracá – PE.

Fonte: Arquivo Pessoal, 2011.

2.1.5 *Eugenia uniflora* L.

O gênero *Eugenia* possui cerca de 500 espécies, sendo um dos maiores e mais representativos gêneros da família Myrtaceae, que se distribui numa área que vai do México à Argentina (AURICCHIO E BACCHI, 2003; SANTOS, 2011). *Eugenia uniflora* L. pertence à família Myrtaceae, composta por mais de 100 gêneros e 3600 espécies (AURICCHIO E BACCHI, 2003), ocorrendo principalmente em regiões tropicais e subtropicais do mundo, com centros de diversidade na América tropical e Austrália e poucas espécies ocorrendo nas regiões temperadas (ARANTES e MONTEIRO, 2002; SANTOS, 2011).

No Brasil recebe algumas denominações populares como ibitanga, pitangatuba e pitanga (AURICCHIO e BACCHI, 2003). A pitangueira é uma árvore frutífera medindo cerca de 6-12 m de altura, podendo ser utilizada no paisagismo ou cultivada em pomares domésticos, e a madeira é empregada na confecção de cabos de ferramentas e outros instrumentos agrícolas (SCALON et al., 2001). É frequentemente citada em trabalhos de florística e fitossociologia em formações florestais, estando entre as mais importantes em riqueza de espécies e gêneros (MORAIS e LOMBARDI, 2006).

As folhas de *Eugenia uniflora* são utilizadas na medicina popular como anti-hipertensiva e anti-reumática, e o extrato alcoólico é utilizado em bronquites, tosses, febres, ansiedade, hipertensão arterial e verminoses (AURICCHIO et al., 2007).

Esta espécie é descrita e estudada por seu potencial medicinal, como demonstrado por Schapoval et al. (1994) que, demonstraram efeito anti-inflamatório da infusão de folhas frescas em ratos, além de ter atuado na diminuição do trânsito intestinal. A infusão provocou aumento no tempo de sono, induzido por pentobarbital, segundo os autores, provavelmente, devido aos monoterpenos.

Auricchio et al. (2007) verificaram que o extrato hidroalcoólico das folhas de *Eugenia uniflora* apresentaram atividades antimicrobiana e antioxidante *in vitro*, e atribuíram o efeito

aos compostos fenólicos encontrado nas folhas. Holetz et al. (2002) também demonstram a atividade antimicrobiana do extrato hidroalcoólico.

Santos et al. (2013) mostraram que o extrato etanólico das folhas apresentou atividade leishmanicida.

Na análise dos óleos essenciais já foram identificados monoterpenos, sesquiterpenos (principalmente dos grupos selinane e germacrano), flavonoides (myricitrin e quercetina), taninos e fenois (SANTOS, 2011).



FIGURA 5 – *Eugenia uniflora* – Jaboatão dos Guararapes – PE.

Fonte: Google, 2017.

2.2 *Anocentor nitens* (NEUMANN, 1897)

A família Ixodidae compreende os carrapatos duros pertencentes à Ordem Acari que possui gêneros como: *Amblyomma*, *Ixodes*, *Rhipicephalus*, *Haemaphysalis* e *Anocentor* (MARTINS et al., 2009; CAMPOS et al., 2013; RAMPIM et al., 2015). São artrópodes ectoparasitas, de distribuição mundial, parasitando vertebrados terrestres, anfíbios, répteis, aves e mamíferos (MARTINS et al., 2009).

As parasitoses transmitidas por ixodídeos são consideradas cada vez mais um problema emergente em regiões de clima temperado e ambientes urbanos. Esta situação deve-se em parte às alterações climáticas, à utilização dos solos para atividades de agricultura e lazer e à ecologia dos ixodídeos e hospedeiros reservatórios, nomeadamente à sua movimentação para áreas previamente não endêmicas (FERREIRA, 2008).

Devido aos seus hábitos alimentares, os carrapatos constituem o primeiro grupo em importância de vetores de doenças infecciosas para animais (MARTINS et al., 2015), e entre os microrganismos transmitidos incluem os vírus, bactérias, protozoários e helmintos (BARROS-BATTESTI et al., 2006).

Dentre os parasitos de importância veterinária tem-se o *Anocentor nitens* (Neumann, 1897) que é um importante ectoparasito de equinos, tendo sua distribuição desde o sul dos

Estados Unidos até o nordeste da Argentina. Este carrapato é considerado o principal vetor natural de *Babesia caballi* (Laveran, 1901), agente etiológico da piroplasmose equina.

Os locais preferenciais são as orelhas e divertículo nasal, podendo infestar outras regiões do corpo do animal. Este parasitismo pode causar desconforto ao bem estar do animal, espoliação sanguínea, prejuízos pela queda na produtividade dos animais, lesões tais como perda de rigidez da orelha e predisposição do hospedeiro para infecções bacterianas secundárias e miíases (BORGES et al., 2000; CUNHA et al., 2007; BELLO et al., 2008; ALESSANDRO et al., 2014; ZERINGÓTA et al., 2013).

Anocentor nitens (Neumann, 1897) é considerado, no Brasil, uma das principais espécies de carrapatos dos equídeos (BORGES e SILVA, 1994; BORGES et al., 2000; CUNHA et al., 2007; BELLO et al., 2008). É um carrapato monoxeno (BELLO et al., 2008), pouco se sabe sobre a dinâmica sazonal deste carrapato, porém, recomenda-se que seja feito o controle com carrapaticidas no período de primavera e verão, quando os níveis de infestação são mais altos (BORGES et al., 2000).

Apesar de a literatura esclarecer importantes aspectos bioecológicos de *Anocentor nitens* (Neumann, 1897), ainda existe a demanda por informações quanto ao controle deste carrapato (BELLO et al., 2008). Segundo Cunha et al. (2007) as informações a respeito do controle de *Anocentor nitens* (Neumann, 1897) em equinos ainda são desconhecidas, que, na maioria das vezes, é empregado os artifícios disponíveis para o controle de *Boophilus microplus* em bovinos, conforme sugerem Borges et al. (2000) como medida de controle estratégico.

O tratamento para o controle de carrapatos geralmente envolve o uso de acaricidas químicos sintéticos (CLEMENTE et al., 2010; RESENDE et al., 2012; CARDOSO et al., 2013). Apesar de serem eficazes, geram resíduos que são prejudiciais ao meio ambiente, e quando utilizado de forma inadequada pode causar intoxicações aos animais e aos seres humanos, além de selecionar cepas tolerantes aos carrapaticidas (MARTINS et al., 2005; RESENDE et al., 2012).

No entanto, várias pesquisas têm sido voltadas para a procura de novas alternativas para diminuir a dependência dos produtos químicos sintéticos (CLEMENTE et al., 2010; RESENDE et al., 2012). Uma alternativa promissora no controle biológico desses artrópodes são os nematódeos entomopatogênicos da família Steinernermatidae e Heterorhabditidae (CARDOSO et al., 2013; MONTEIRO et al., 2014). O uso de produtos vegetais também representa uma alternativa promissora para ser introduzido no controle de carrapatos

(CLEMENTE et al., 2010), e tem atraído um grande interesse científico a atividade de extratos de plantas, óleos essenciais ou moléculas sintetizadas a partir destes produtos (RESENDE et al., 2012). De acordo com Farias et al. (2009), o uso de plantas com propriedades acaricidas constitui uma alternativa com menor impacto ambiental, além de diminuir a ocorrência de cepas resistentes. A atividade biológica *in vitro* já foi avaliada sobre larvas de *A. nitens* para *Lippia sidoides* (GOMES et al., 2012), assim como em adultos para *Carapa guianensis* (FARIAS et al., 2009, 2012).

2.3 *Aedes (Stegomyia) aegypti* (Linnaeus, 1762)

Aedes (Stegomyia) aegypti (Linnaeus, 1762), pertencente à família Culicidae, é um mosquito de origem africana trazido para as Américas logo depois do descobrimento, e possui hábitos sinantrópicos, peridomiciliar, antropofílico, com atividade hematofágica diurna (PONTES e RUFINO-NETTO, 1994; CARVALHO, 2011; GLEDNA, 2014). Este comportamento possibilitou sua expansão em todo o território brasileiro (SOUZA et al., 2010), onde a temperatura e as condições ambientais favorecem o desenvolvimento e a proliferação deste mosquito (ARAÚJO et al., 2016).

Os culicídeos são conhecidos no Brasil como muriçoca, carapanã e pernilongo (REZENDE et al., 2011). Podem ser vetores de uma série de patógenos que causam doenças graves em seres humanos (RIBEIRO, 2014). Entre as doenças transmitidas estão a febre amarela e o dengue que se tornou endêmica no Brasil (SILVA, 2006; REZENDE et al., 2011). De acordo com Silva (2006) o dengue causa morte de várias pessoas no Brasil, ou a incapacidade de trabalho por um período de aproximadamente 10 dias devido aos sintomas geralmente severos.

O desenvolvimento de *A. aegypti* é holometábolo que compreende as fases de ovo, larva, pupa e adulto. Os ovos medem cerca de 1 mm de comprimento e contorno alongado e fusiforme. No momento da postura os ovos são brancos, depois escurecem até a cor negra brilhante. A oviposição depende da alimentação sanguínea, entre 3,0 a 3,5 mg, para o desenvolvimento ovariano e produzir cerca de até 120 ovos por fêmea. Frequentemente, a fêmea se alimenta mais de uma vez, entre duas posturas sucessivas. Este fato resulta na variação de hospedeiros, com a possibilidade de disseminação do vírus do dengue a outros hospedeiros. O macho alimenta-se de carboidratos extraídos dos vegetais (FORATTINI, 1996; 2002; CONSOLI e LOURENÇO-DE-OLIVEIRA, 1994; PONTES e RUFINO-NETTO, 1994; CARVALHO, 2011; GLEDNA, 2014).

A. aegypti foi considerado uma espécie erradicada no Brasil em 1955. No entanto, no final dos anos 1960 registra-se sua reintrodução no país, facilitada pelas fronteiras estabelecidas entre os estados da Região Norte e países como a Venezuela e as Guianas, onde essa espécie ainda não havia sido erradicada (MARTINS et al., 2010).

Em 1973, o vetor foi considerado eliminado novamente do território brasileiro, mas, em 1976, entretanto, *A. aegypti* retornou ao Brasil, em função das falhas na vigilância epidemiológica e de mudanças sociais e ambientais decorrentes da urbanização acelerada dessa época (BRAGA e VALLE, 2007).

Este culicídeo tem acentuada preferência por recipiente contendo água com pouca matéria orgânica, embora tenha sido observado também em ambientes poluídos (FORATTINI e BRITO, 2003). É encontrado, principalmente, no meio urbano, colonizado em depósitos de armazenamento de água e pequenas coleções temporárias (BRAGA e VALLE, 2007).

É o principal vetor da transmissão do arbovírus causador do dengue (SILVA, 2006; CARVALHO, 2011; GLEDNA, 2014; RIBEIRO, 2014), além de apresentar elevada competência vetorial para transmitir os arbovírus chikungunya e Zika, recém-emergidos no País (LIMA-CAMARA et al., 2016).

Segundo Carvalho (2011) o controle de mosquitos transmissores de doenças é feito através de saneamento do meio ambiente, informação e educação, controle químico e biológico. O controle estratégico é baseado no uso de larvicidas químicos e inseticidas, principalmente os organofosforados, tais como temephos, malathion, fenitrothion, e piretróides, que constituem como principal medida adotada pelos Programas de Saúde Pública (FURTADO et al., 2005; ARAÚJO et al., 2016). Formas alternativas de controle vêm sendo utilizadas, destacando-se o controle biológico com o *Bacillus thuringiensis* sorovarietade *israelensis* (Bti), bactéria patogênica para alguns dípteros aquáticos, entre eles, os culicídeos, que foram utilizados a partir de 2001 em algumas localidades do país, em substituição ao temephos (BRAGA e VALLE, 2007; MEDEIROS, 2007; ARAÚJO, 2013).

O que dificulta o controle da população de mosquitos é a resistência desenvolvida aos inseticidas por esse vetor, aliada a grande disponibilidade de criadouros artificiais e sangue nas áreas urbanas (CARVALHO, 2011). O uso prolongado de inseticidas químicos pode selecionar indivíduos resistentes a um ou mais compostos (ARAÚJO, 2013). O desenvolvimento de resistência de populações de insetos aos inseticidas químicos afeta diretamente a reemergência de doenças transmitidas por vetores, principalmente aquelas em

que não é possível a cobertura vacinal para garantir a proteção da população humana (COSTA et al., 2010).

Além disso, a utilização indiscriminada de inseticidas sintéticos tem contaminado o ambiente e os organismos vivos, fazendo-se necessário, portanto, o desenvolvimento de produtos com o menor impacto ambiental (COELHO et al., 2009).

Estudos a partir de extratos vegetais surgem com a expectativa de se encontrarem substâncias com propriedades inseticidas e simultaneamente seletivas para serem usadas em futuras formulações de um produto comercial (FURTADO et al., 2005), e nesse contexto, o Brasil tem um grande potencial devido à sua rica biodiversidade florística (CUNHA e SILVA et al., 2014).

2.4 Helmintos gastrintestinais de pequenos ruminantes

O parasitismo por nematoides gastrintestinais representa a principal limitação ao desenvolvimento da caprino-ovinocultura nos países tropicais e subtropicais e no Brasil, é considerado o maior problema na produção de pequenos ruminantes (FAO, 1998; RAMOS et al., 2002; DA CRUZ et al., 2010; MOLENTO et al., 2011).

Para o controle da infecção por nematoides gastrintestinais em pequenos ruminantes a utilização de produtos químicos ainda é a medida correntemente aplicada, sendo os benzimidazóis, imidotiazóis e lactonas macrocíclicas os grupos de drogas mais comumente utilizados. Porém, a multirresistência aos anti-helmínticos tem sido comprovada para os principais gêneros predominantes nos rebanhos brasileiros (CEZAR et al., 2010; MOLENTO et al., 2011), no Nordeste, especialmente, *Haemonchus*, *Trichostrongylus* e *Oesophagostomum* (AHID et al., 2007; LIMA et al., 2010; COSTA et al., 2011).

Plantas com propriedades anti-helmínticas são consideradas alternativas sustentáveis e ambientalmente aceitável podendo ter um papel mais importante no futuro controle de infecções por helmintos nos trópicos (HAMMOND et al., 1997). No entanto, segundo Sousa et al. (2013), ao se avaliar a atividade anti-helmíntica de extratos de plantas devem ser considerados, no mínimo, importantes fatores, como: tipo de extrato, parte da planta utilizada, concentração/dose, via de administração, bioensaio utilizado, espécie animal infectada e qual a espécie do parasito.

Nery et al. (2009), revisando pesquisas publicadas sobre eficácia de plantas para o controle de nematoides gastrintestinais de pequenos ruminantes citam que, as espécies *Aster lanceolatus*, *Croton zehntneri*, *Cymbopogon citratus*, *Dicksonia sellowiana*, *Digitaria*

insularis, *Genipa americana*, *Lippia sidoides*, *Mangifera indica*, *Melia azedarach*, *Ocimum gratissimum*, *Petiveria alliacea*, *Pterocaulon interruptum*, *Oryza latifolia*, *Spigelia anthelmia* e *Trichilia pallida*, adaptadas em diferentes regiões geográficas, revelaram resultados mais promissores nas pesquisas brasileiras com eficácia acima de 95% para inibição do desenvolvimento de trichostrongilídeos.

Estudos realizados com espécies florísticas de diferentes biomas brasileiros vem prosseguindo no sentido de investigar possíveis atividades farmacológicas anti-helmínticas para o controle da helmintose gastrointestinal em ruminantes (GOMES et al., 2011; CUNHA et al., 2014; FONSECA et al., 2014). Fenalti et al. (2016), revisando sobre a atividade anti-helmíntica de plantas medicinais, destacam estudos nos quais resultados promissores foram obtidos frente a alguns parasitos de importância médico-veterinária, principalmente os trichostrongilídeos.

3. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

3. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

AHID, S.M.M.; CAVALCANTE, M.D.A., BEZERRA, A.C.D.S.; SOARES, H.S.; PEREIRA R.H.M.A. Eficácia anti-helmíntica em rebanho caprino no estado de Alagoas, Brasil. **Acta Veterinaria Brasília**, v. 1, n. 2, p. 56-59, 2007.

ALBUQUERQUE, U.P. Re-examining hypotheses concerning the use and knowledge of medicinal plants: a study in the Caatinga vegetation of NE Brazil. **Journal of Ethnobiology and Ethnomedicine**, v. 2, n. 30, p. 1-10, 2006.

ALBUQUERQUE, U.P.; MEDEIROS, P.M.; ALMEIDA, A.L.S.; MONTEIRO, J.M.; LINS NETO, E.M.F.; MELO, J.G.; SANTOS, J.P. Medicinal plants os the Caatinga (semi-arid) vegetation os NE Brazil: a quantitative approach. **Journal os Ethnofarmacology**, v. 114, p. 325-354, 2007a.

ALBUQUERQUE, U.P.; MONTEIRO, J.M.; RAMOS, M.A.; AMORIM, E.L.C. Medicinal and magic plants from a public market in northeastern Brazil. **Journal of Ethnofarmacology**, v. 110, p. 76-91, 2007b.

ALESSANDRO, W.B.D.; RODRIGUES, J.; FERNANDES, E.K.K.; LUZ, C. Impact of humidity on clustered tick eggs. **Parasitology Research**, v. 113, p. 3899-3902, 2014.

ALMEIDA, C.F.C.B.R.; SILVA, T.C.L.; AMORIM, E.L.C.; MAIA, M.B.S.; ALBUQUERQUE, U.P. Life strategy and chemical composition as predictors of the selection of medicinal plants from the Caatinga (Notheast Brazil). **Journal of Arid Environments**, v. 62, n. 1, p. 127-142, 2005.

ALVES, J.J.A.; NASCIMENTO, S.S. Levantamento fitogeográfico das plantas medicinais nativas do cariri paraibano. **Revista Geográfica Acadêmica**, v. 4, n. 2, p. 73-85, 2010.

AMBRÓS GINARTE, C. M. **Efeitos de extratos de plantas e inseticidas de segunda e terceira gerações em populações de *Musca domestica* (Diptera: Muscidae)**. Tese (Doutorado), Instituto de Biologia, Universidade Estadual de Campinas, Campinas, SP. 2003.

ARANTES, A.A.; MONTEIRO, R. A família Myrtaceae na Estação Ecológica do Panga, Uberlândia, Minas Gerais, Brasil. **Lundiana**, v. 3, n. 2, p. 111-127, 2002.

ARAÚJO, A.F.O.; RIBEIRO-PAES, J.T.; DEUS, J.T.; CAVALCANTI, S.C.H.; NUNES, R.S.; ALVES, P.B.; MACORIS, M.L.G. Larvicidal activity of *Syzygium aromaticum* (L.) Merr and *Citrus sinensis* (L.) Osbeck essential oils and their antagonistic effects with temephos in resistant populations of *Aedes aegypti*. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, Rio de Janeiro, v. 111, n. 7, p. 443-449, 2016.

ARAÚJO, A.P. **Análise da resistência a inseticidas químicos em populações de *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae), de municípios do estado de pernambuco**. 2013. 120p. Tese (Doutorado em Saúde Pública), Centro de Pesquisas Aggeu Magalhães, Fundação Oswaldo Cruz, Recife.

ARDISSON, L.; GODOY, J.S.; FERREIRA, L.A.M.; STEHMANN, J.R.; BRANDÃO, M.G.L. Preparação e caracterização de extratos glicólicos enriquecidos em taninos a partir das cascas de *Stryphnodendron adstringens* (Mart.) Coville (Barbatimão). **Revista Brasileira de Farmacognosia**, v. 12, n. 1, p. 27-34, 2002.

AURICCHIO, M.T.; BACCHI, E.M. Folhas de *Eugenia uniflora* L. (pitanga): propriedades farmacobotânicas, químicas e farmacológicas. **Revista do Instituto Adolfo Lutz**, v. 62, n. 1, p. 55-61, 2003.

AURICCHIO, M.T.; BUGNO, A.; BARROS, S.B.M.; BACCHI, E.M. Atividade antimicrobiana e antioxidante e toxicidade de *Eugenia uniflora*. **Latin American Journal of Pharmacy**, v. 26, n. 1, p. 76-81, 2007.

BAHMANI, M.; RAFIEIAN-KOPAEI, M.; KARAMATI, S.A.; BAHMANI, F.; BAHMANI, F.; BAHMANI, E.; ASADZADEH, J. Antiparasitic herbs used in west regions of Ilam province located in west Iran. **Asian Pacific Journal of Tropical Disease**, v. 4, n. 2, p. 764-769, 2014.

BARGER, I. A. Helminth parasites and animal production. In: Symons, L.E., Donald, A.D., Dineen, J.K. (Eds.), *Biology and Control of Endoparasites*. **Academic Press**, Sydney, Australia, p. 133–155, 1982.

BARROS-BATTESTI, D.M.; ARZUA, M.; BECHARA, G.H. **Carrapatos de importância médico-veterinária da região neotropical: um guia ilustrado para identificação de espécies**. São Paulo: Vox/ICTTD-3/Butantan, 2006. 223p.

BELLO, A.C.P.P.; CUNHA, A.P.; LEITE, R.C.; OLIVEIRA, P.R.; RIBEIRO, A.C.C.L.; DOMINGUES, L.N.; FREITAS, C.M.V.; BASTIANETTO, E.; ROSA, R.C.D. Controle de *Anocentor nitens* (NEUMANN, 1897) (Acari: Ixodidae) em equinos. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 17, n. 1, p. 59-63, 2008.

BORGES, L.M.F.; OLIVEIRA, P.R.; RIBEIRO, M.F.B. Seasonal dynamics os *Anocentor nitens* on horses in Brazil. **Veterinary Parasitology**, n. 89, p. 165-171, 2000.

BORGES, L.M.F.; SILVA, C.R.F. Ixodídeos parasitos de bovinos e equinos da microrregião de Goiânia, Goiás. **Pesquisa Agropecuária Tropical**, n. 23, v. 1, p. 69-74, 1994.

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

BRITO, S.M.O.; COUTINHO, H.D.M.; TALVANI, A.; CORONEL, C.; BARBOSA, A.G.R.; VEGA, C.; FIGUEREDO, F.G.; TINTINO, S.R.; LIMA, L.F.; BOLIGON, A.A.; ATHAYDE, M.L.; MENEZES, I.R.A. Analysis of bioactivities and chemical composition os *Ziziphus joazeiro* Mart. using HPLC-DAD. **Food Chemistry**, v. 186, p. 185-191, 2015.

CABRAL, D.L.V. **Potencial antimicrobiano de plantas da caatinga utilizadas na medicina tradicional como antiinflamatórias**. 2014. 77p. Tese (Doutorado em Ciências Farmacêuticas), Universidade Federal de Pernambuco, Recife.

CAMPO, R.N.S. **Óleos essenciais de plantas medicinais e aromáticas no manejo de carrapatos (Acari: Ixodidae)**. 2013. 81p. Dissertação (Mestrado em Agroecossistemas), Universidade Federal de Sergipe, São Cristóvão.

CANUTO, K.M.; SILVEIRA, E.R.; BEZERRA, A.M.E.; LEAL, L.K.A.M.; VIANA, G.S.B. Phytochemistry, pharmacology and agronomy of medicinal plants: *Amburana cearensis*, an interdisciplinary study. **Phytochemicals – A global perspective of their role in nutrition and health**. 2012. Disponível em: <http://www.intechopen.com/books/phytochemicals-a-global-perspective-of-their-role-in-nutrition-andhealth/phytochemistry-pharmacology-and-agronomy-of-medicinal-plants-amburana-cearensis-aninterdisciplinary> Acesso em: 15/mai/2016.

CARDOSO, R.; MONTEIRO, C.M.O.; PRATA, M.C.A.; BATISTA, E.S.P. Effect os the entomopathogenic nematode *Steinernema glaseri* (Rhabditida: Steinernematidae) isolate santa

rosa on the biological parameters of engorged nymphs of *Amblyomma cajennense* (Acari: Ixodidae). **Arquivo do Instituto Biológico**, v. 80, n. 2, p. 237-241, 2013.

CARVALHO, G.H.F. **Atividade inseticida do extrato bruto etanólico de *Persea americana* (Lauraceae) sobre larvas e pupas de *Aedes aegypti* (Diptera, Culicidae)**. 2011. 54p. Dissertação (Mestrado em Medicina Tropical e Saúde Pública), Universidade Federal de Goiás, Goiânia.

CEZAR, A.S.; TOSCAN G.; CAMILLO, G.; SANGIONI, L.A.; RIBAS. H.O.; VOGEL, F.S.F. Multiple resistance of gastrointestinal nematodes to nine different drugs in a sheep flock in southern Brazil. **Veterinary Parasitology**, v. 173, n. 1-2, p. 157-160, 2010.

CHAGAS, A.C.S.; BARROS, L.D.; COTINGUIBA, F.; FURLAN, M.; GIGLIOTI, R.; OLIVEIRA, M.C.S.; BIZZO, H.R. *In vitro* efficacy of plant extracts and synthesized substances on *Rhipicephalus (Boophilus) microplus* (Acari: Ixodidae). **Parasitology Research**, v. 110, p. 295-303, 2012.

CIRQUEIRA, R.T.; ALVES, M.J.Q.F. Efeitos hipotensivo e diurético dos extratos aquosos de pitanga (*Eugenia uniflora* L.) e jambolão (*Eugenia jambolana* Lam.) em ratos normotensos anestesiados. **Revista Brasileira de Plantas Mediciniais**, Botucatu, v. 7, n. 2, p. 86-91, 2005.

CLEMENTE, M.A.; MONTEIRO, C.M.O.; SCORALIK, M.G.; GOMES, F.T.; PRATA, M.C.A.; DAEMON, E. Acaricidal activity of the essential oils from *Eucalyptus citriodora* and *Cymbopogon nardus* on larvae of *Amblyomma cajennense* (Acari: Ixodidae) and *Anocentor nitens* (Acari: Ixodidae). **Parasitology Research**, v. 107, p. 987-992, 2010.

CLEMENTINO, E.L.C. **Avaliação de atividades biológicas e estudo fitoquímico de *Spondias mombin* L. e *Commiphora leptophloeos* (Mart.) J.B. Gillett**. 2014. 18p. Trabalho de Conclusão de Curso (Graduação em Farmácia), Universidade Estadual da Paraíba, Campina Grande.

COELHO, A.A.M.; PAULA, J.E.; ESPÍNDOLA, L.S. Atividade larvicida de extratos vegetais sobre *Aedes aegypti* (L.) (Diptera: Culicidae), em condições de laboratório. **Bioassay**, v. 4, n. 3, p. 1-6, 2009.

COELHO, J. M.; ANTONIOLLI, A. B.; SILVA, D. N.; CARVALHO, T. M. M. B.; PONTES, E. R. J. C.; ODASHIRO, A. N. O efeito da sulfadiazina de prata, extrato de ipê-

roxo e extrato de barbatimão na cicatrização de feridas cutâneas em ratos. **Revista do Colégio Brasileiro de Cirurgia**, v. 1, n. 37, p. 045-051, 2010.

CONSOLI, R. A. G. B.; LOURENÇO-DE-OLIVEIRA, R. **Principais mosquitos de importância sanitária no Brasil**. Rio de Janeiro, Editora Fiocruz, 1994. 227p.

COSTA, J.R.V.; ROSSI, J.R.; MARUCCI, S.C.; ALVES, E.C.C.; VOLPE, H.X.L.; FERRAUDO, A.S.; LEMOS, M.V.F.; DESIDÉRIO, J.A. Atividade Tóxica de Isolados de *Bacillus thuringiensis* a Larvas de *Aedes aegypti* (L.) (Diptera: Culicidae). **Neotropical Entomology**, v. 39, n. 5, p. 757-766, 2010.

COSTA,V.M.M.; SIMÕES, S.V.D.; RIET-CORREA. F.. Controle das parasitoses gastrintestinais em ovinos e caprinos na região semiárida do Nordeste do Brasil. **Pesquisa Veterinária Brasileira**, v. 31, n. 1, p. 65-71, 2011.

CUNHA E SILVA, S.L.; 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). **Biotemas**, v. 27, n. 2, p. 79-85, 2014.

CUNHA, A.P.; BELLO, A.C.P.P.; LEITE, R.C.; RIBEIRO, A.C.C.L.; FREITAS, C.M.V.; BASTIANETTO, E.; OLIVEIRA, P.R. Efeito do controle estratégico de *Amblyomma cajennense* (FABRICIUS, 1787) (Acari: Ixodidae) sobre a população de *Anocentor nitens* (NEUMANN, 1897) (Acari: Ixodidae) em equinos. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 16, n. 4, p. 215-219, 2007.

CUNHA, M.P.V.; ALVES NETO, A.F.; SUFFREDINI, I.B.; ABEL, L.J.C. Avaliação da atividade anti-helmíntica de extratos brutos de plantas da Floresta Amazônica e Mata Atlântica brasileira sobre *Haemonchus contortus*. **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, v. 66, n. 2, p. 374-380, 2014.

DA CRUZ, D.G.; ROCHA. L.O.; ARRUDA, S.S.; PALIERAQUI, J.G.B.; CORDEIRO, R.C.; SANTOS JUNIOR, E.; MOLENTO M.B.; SANTOS, C.P. Anthelmintic efficacy and management practices in sheep farms from the state of Rio de Janeiro, Brazil. **Veterinary Parasitology**, v. 170, p. 340–343, 2010.

FAO, 1998. **Biological Control of Gastro-intestinal Nematodes of Ruminants using Predacious Fungi**, FAO Animal Production and Health Papers. FAO, Rome, 94 pp.

FARIAS, M.P.O. **Espectro de ação antiparasitária do óleo da semente da *Carapa guianensis*, Aubl. em animais domésticos**. 2011. 193p. Tese (Doutorado em Ciência Veterinária) Universidade Federal Rural de Pernambuco, Recife, 2011.

FARIAS, M.P.O.; SOUSA, D.P.; ARRUDA, A.C.; WANDERLEY, A.G.; TEIXEIRA, W.C.; ALVES, L.C.; FAUSTINO, M.A.G. Potencial acaricida do óleo de andiroba *Carapa guianensis* Aubl. sobre fêmeas adultas ingurgitadas de *Anocentor nitens* Neumann, 1897 e *Rhipicephalus sanguineus* Latreille, 1806. **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, v. 61, n. 4, p. 877-882, 2009.

FARIAS, M.P.O.; TEIXEIRA, W.C.; WANDERLEY, A.G.; ALVES, L.C.; FAUSTINO, M.A.G. Avaliação *in vitro* dos efeitos do óleo da semente de *Carapa guianensis* Aubl. sobre larvas de nematoides gastrintestinais de caprinos e ovinos. **Revista Brasileira de Plantas Mediciniais**, v. 12, n. 2, 2010.

FARIAS, M.P.O.; WANDERLEY, A.G.; ALVES, L.C. Cálculo da CI50 (Concentração Inibitória Média) e CL 50 (Concentração Letal Média) do óleo da semente de andiroba (*Carapa guianensis*, Aubl.) sobre *Rhipicephalus (boophilus) microplus* (Canestrini, 1887), *Anocentor Nitens* (Neumann, 1897) e *Rhipicephalus sanguineus* (Latreille, 1806) (Acari: Ixodidae). **Arquivo do Instituto Biológico**, v. 79, n. 2, p. 255-261, 2012.

FENALTI, J.M.; BACCEGA, B.; MATA-SANTOS. T.; SANTOS, P.C.; SCAINI, C.J. Diversidade das plantas brasileiras com potencial anti-helmíntico. **Vittalle – Revista de Ciências da Saúde**, v. 28, p. 39-48, 2016.

FERREIRA, M.F. **Parasitoses caninas transmitidas por ixodídeos**. 2008. 114p. Dissertação (Mestrado Integrado em Ciência Veterinária) Universidade Técnica de Lisboa, Lisboa, 2008.

FERREIRA, S.B.; PALMEIRA, J.D.; SOUZA, J.H.; ALMEIDA, J.M.; FIGUEIREDO, M.C.P.; PEQUENO, A.S.; ARRUDA, T.A.; ANTUNES, R.M.P.; CATÃO, R.M.R. Avaliação da atividade antimicrobiana *in vitro* do extrato hidroalcoólico de *Stryphnodendron adstringens* (Mart.) Coville sobre isolados ambulatoriais de *Staphylococcus aureus*. **Revista Brasileira de Análises Clínicas**, v. 42, n. 1, p. 27-31, 2010.

FONSECA, L.D.; VIEIRA, T.M.; LÁZARO, S.F.; SILVA, M.F.; FERREIRA, A.V.P.; BASTOS, G.A.BRIELA ALMEIDA; MORAIS-COSTA, F.; MARTINS, E.R.; DUARTE E.R. Eficácia *in vitro* de extratos aquosos de plantas no controle de nematódeos gastrintestinais de bovinos. **Acta Scientiae Veterinariae**, v. 42, p. 1-8, 2014.

FONSECA, P.; LIBRANDI, A. P. L. Avaliação das características físico-químicas e fitoquímicas de diferentes tinturas de barbatimão (*Stryphnodendron barbatiman*). **Revista Brasileira de Ciências Farmacêuticas**, v. 44, n. 2, 2008.

FORATTINI, O.P. **Culicidologia médica**. v. 1. Editora Edusp, São Paulo, 1996. 548 p.

FORATTINI, O.P. **Culicidologia médica**. v. 2. Editora Edusp, São Paulo, 2002. 860 p.

FORATTINI, O.P.; BRITO, M. Reservatórios domiciliares de água e controle do *Aedes aegypti*. **Revista de Saúde Pública**, v. 37, n. 5, p. 676-677, 2003.

FURTADO, R.F.; LIMA, M.G.A.; NETO, M.A.; BEZERRA, J.N.S.; SILVA, M.G.V. Atividade Larvicida de Óleos Essenciais Contra *Aedes aegypti* L. (Diptera: Culicidae). **Neotropical Entomology**, v. 34, n. 5, p. 843-847, 2005.

GLEDNA, G.P. **Avaliação do potencial larvicida de extratos do caule de *Croton argyrophyllus* Kunth (Euphorbiaceae: Crotonoideae) sobre *Aedes aegypti* Linnaeus (Diptera: Culicida)**. 2014. 63p. Dissertação (Mestrado em Ciências Ambientais), Universidade Estadual do Sudoeste da Bahia, Itapetinga.

GOMES, G.A.; MONTEIRO, C.M.O.; SENRA, T.O.S.; ZERINGOTA, V.; CALMON, F.; MATOS, R.S.; DAEMON, E.; GOIS, R. W.S.; SANTIAGO, G.M.P.; CARVALHO, M. G. Chemical composition and, acaricidal activity of essential oil from *Lippia sidoides* on larvae of *Dermacentor nitens* (Acari: Ixodidae) and larvae and engorged females of *Rhipicephalus microplus* (Acari: Ixodidae). **Parasitology Research**, v. 111, n. 6, p. 2423-2430, 2012.

GOMES, R.V.R.S.; ARAÚJO, M.M.; GOMES, E.N.; VILELA, V.L.R.; ATHAYDE, A.C.R. Ação antiparasitária *in vitro* dos extratos etanólicos de *Operculina hamiltonii* (Batata de purga) e *Mormodica charantia* (Melão de são Caetano) sobre ovos e larvas de nematoides gastrintestinais de caprinos do semi-árido paraibano. **Acta Veterinaria Brasilica**, v. 4, n. 2, p. 92-99, 2010.

GOMES, R.V.R.S.; VILELA, V.L.R.; GOMES, E.N.; MAIA, A.J.; ATHAYDE, A.C.R. Análise fitoquímica de extratos botânicos utilizados no tratamento de helmintoses gastrintestinais de pequenos ruminantes. **Revista Caatinga**, v. 24, n. 4, p. 172-177, 2011.

HAMMOND, J.; FIELDING, D.; BISHOP, S. Prospects for Plant Anthelmintics in Tropical Veterinary Medicine. **Veterinary Research Communications**, v. 21, n. 3, p. 213–228, 1997.

HOLETZ, F.B.; PESSINI, G.L.; SANCHES, N.G.; CORTEZ, D.A.G.; NAKAMURA, C.V.; DIAS FILHO, B.P. Screening of some plants used in the Brazilian folk medicine for the treatment of infectious diseases. **Memorial do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 97, n. 7, p. 1027-1031, 2002.

ITIS (Integrated Taxonomic Information System). **Catalogue of Life**, disponível em: <<http://www.catalogueoflife.org>> Acesso em: 25/mai/2015.

ITIS (Integrated Taxonomic Information System). **Catalogue of Life**, disponível em: <<http://www.catalogueoflife.org>> Acesso em: 10/jun/2015.

IUCN. **Red List of Threatened Species**, 2011. Disponível em: <<http://www.redlist.org>> Acesso em: 08 fev 2012.

JOSHI, A. R.; JOSHI, K. Indigenous knowledge and uses of medicinal plants by local communities of the Kali Gandaki Watershed Area, Nepal. **Journal of Ethnopharmacology**, v.73, p. 175-83, 2000.

LIMA, M. M.; FARIAS, M. P. O. F.; ROMEIRO, E. T.; FERREIRA, D. R. A.; ALVES, L. C.; FAUSTINO, M. A. G. Eficácia da Moxidectina, ivermectina e albendazole contra helmintos gastrointestinais em propriedades de criação caprina e ovina no estado de Pernambuco. **Ciência Animal Brasileira**, v. 11, n. 1, p. 94-100, 2010.

LIMA-CAMARA, T.N.; URBINATTI, P.R.; CHIARAVALLOTI-NETO, F. Encontro de *Aedes aegypti* em criadouro natural de área urbana, São Paulo, SP, Brasil. **Revista de Saúde Pública**, v. 50, n. 3 p. 1-4, 2016.

LOPES, G.C.; SANCHES, A.C.C.; TOLEDO, C.E.M.; ISLER, A.C.; MELLO, J.C.P. Determinação quantitativa de taninos em três espécies de *Stryphnodendron* por cromatografia líquida de alta eficiência. **Brazilian Journal of Pharmaceutical Sciences**, v. 45, n. 1, 2009.

LORENZI, H.; MATOS, F.J.A. **Plantas medicinais no Brasil: nativas e exóticas**. São Paulo: Ed. Instituto Plantarum de Estudos da Flora. 2002. 544 p.

LUCENA, R.F.P.; NASCIMENTO, V.T.; ARAÚJO, E.L.; ALBUQUERQUE, U.P. Local uses of native plants in the area of caatinga vegetation (Pernambuco, NE Brazil). **Ethnobotany Research & Applications**, v. 6, p. 003-013, 2008.

MACEDO, M.S.; RIBEIRO, D.A.; SOUZA, M.M.A. Uso de plantas medicinais cultivadas em uma área de caatinga em Assaré – Ceará. **Caderno de Cultura e Ciência**, v. 12, n. 1, p. 36-57, 2013.

MARINHO, M.L.; ALVES, M.S.; RODRIGUES, M.L.C.; ROTONDANO, T.E.F.; VIDAL, I.F.; SILVA, W.W.; ATHAYDE, A.C.R. A utilização de plantas medicinais em medicina veterinária: um resgate do saber popular. **Revista Brasileira de Plantas Medicinais**, v. 9, n. 3, p. 64-69, 2007.

MARTINS, J.R.S.; FURLONG, J.; PRATA, M.C.A. **Carrapato: problemas e soluções**. Ed. John Furlong, Juiz de Fora, Embrapa Gado de Leite, 2005. 65 p.

MARTINS, T.F.; ARRAIS, R.C.; ROCHA, F.L.; SANTOS, J.P.; MAY JÚNIOR, J.A.; AZEVEDO, F.C.; PAULA, R.C.; MORATO, R.G.; RODRIGUES, F.H.G.; LABRUNA, M.B. Carrapatos (Acari: Ixodidae) em mamíferos silvestres do Parque Nacional da Serra da Canastra e arredores, Minas Gerais, Brasil. **Ciência Rural**, v. 45, n. 2, p. 288-291, 2015.

MARTINS, T.F.; SPOLIDORIO, M.G.; BATISTA, T.C.A.; OLIVEIRA, I.A.S.; YOSHINARI, N.H.; LABRUNA, M.B. Ocorrência de carrapatos (Acari: Ixodidae) no município de Goiatins, Tocantins. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 18, n. 2, p. 50-52, 2009.

MARTINS, V.E.P.; ALENCAR, C.H.M.; FACÓ, P.E.G.; DUTRA, R.F.; ALVES, C.R.; PONTES, R.J.S.; GUEDES, M.I.F. Distribuição espacial e características dos criadouros de *Aedes albopictus* e *Aedes aegypti* em Fortaleza, Estado do Ceará. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, v. 43, n. 1, p. 73-77, 2010.

MEDEIROS, V.F. **Potencial larvicida de extratos de plantas regionais no controle de larvas de *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae)**. 2007. 76p. Dissertação (Mestrado em Ciências Biológicas), Universidade Federal do Rio Grande do Norte, Natal.

MOLENTO, M.B.; FORTES, F.S.; PONDELEK D.A.S., BORGES F.A., CHAGAS A.C.S.; TORRES-ACOSTA, J.F.J.; GELDHOF P. Challenges of nematode control in ruminants: Focus on Latin America. **Veterinary Parasitology**. v. 180, p. 126-132, 2011.

MONTEIRO, C.M.O.; MATOS, R.S.; ARAÚJO, L.X.; PERINOTTO, W.M.S.; BITTENCOURT, V.R.E.P.; DOLINSKI, C.; PRATA, M.C.A. First report of pathogenicity of entomopathogenic nematodes of the genus *Heterorhabditis* on partially engorged females of *Dermacentor nitens* (Acari: Ixodidae). **Biological Control**, n. 69, p. 78-81, 2014.

MORAIS, P.O.; LOMBARDI, J.A. A família Myrtaceae na Reserva Particular do Patrimônio Natural da Serra do Caraça, Caras Altas, Minas Gerais, Brasil. **Lundiana**, v. 7, n. 1, p. 3-32, 2006.

NASCIMENTO, V.T.; MOURA, N.P.; VASCONCELOS, M.A.S.; MACIEL, M.I.S.; ALBUQUERQUE, U.P. Chemical characterization of native wild plants of dry seasonal forests of the semi-arid region of northeastern Brazil. **Food Research International**, v. 44, p. 2112-2119, 2011.

NERY, P.S.; DUARTE, E.R.; MARTINS, E.R. Eficácia de plantas para o controle de nematoides gastrintestinais de pequenos ruminantes: revisão de estudos publicados. **Revista Brasileira de Plantas Mediciniais**, v. 11, n. 3, p. 330-338, 2009.

NEVES, B. O.; NOGUEIRA, J. C. M. **Cultivo e utilização do Nim Indiano (*Azadirachta indica* A. Juss)**. Goiânia, Embrapa-CNPAP, 32p. 1996.

NEVES, I.A.; CAMARA, C.A.G. Volatile constituents of the *Croton* species from caatinga biome of Pernambuco – Brasil. **Records of Natural Products**, v. 6, n. 2, p. 161-165, 2012.

NICOLI, P. M.; PAIVA, R.; NOGUEIRA, R. C.; SANTANA, J. R. F.; SILVA, L. C.; SILVA, D. P. C.; PORTO, J. M. P. Ajuste do processo de micropropagação de barbatimão. **Ciência Rural**, v. 38, n. 3, 2008.

NOLDIN, V.F.; CECHINEL FILHO, V.; MONACHE, F.D.; BENASSI, J.C.; CHRISTMANN, I.L.; PEDROSA, R.C.; YUNES, R.A. Composição química e atividades biológicas das folhas de *Cynara scolymus* L. (alcachofra) cultivada no Brasil. **Química Nova**, v. 26, n. 3, p. 331-334, 2003.

NUNES, A.T.; LUCENA, R.F.P.; SANTOS, M.V.F.; ALBUQUERQUE, U.P. Local knowledge about fodder plants in the semi-arid region of Northeastern Brazil. **Journal of Ethnobiology and Ethnomedicine**, v. 11, n. 12, p. 1-12, 2015.

ORGANIZAÇÃO MUNDIAL DE SAÚDE (OMS); UNIÓN MUNDIAL PARA LA NATURELEZA (UICN), WORLD WILDLIFE FUND (WWF). **Directrices sobre conservación de plantas medicinales**. Londres: Media Natura. 58p., 1993.

PINTO, E.P.P.; AMOROZO, M.C.M.; FURLAN, A. Conhecimento popular sobre plantas medicinais em comunidades rurais de mata atlântica – Itacaré, BA, Brasil. **Acta Botânica Brasílica**, v. 20, n. 4, p. 751-762, 2006.

PONTES, R.J.S.; RUFFINO-NETTO, A. Dengue em localidade urbana da região sudoeste do Brasil: aspectos epidemiológicos. **Revista de Saúde Pública**, v. 28, n. 3, p. 218-227, 1994.

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, C.I; BELLATO, V.; ÁVILA, V.S.; COUTINHO, G.C.; SOUZA, A.P. Resistência de parasitos gastrintestinais de ovinos a alguns anti-helmínticos no estado de Santa Catarina, Brasil. **Ciência Rural**, v. 32, n. 3, p. 473-477, 2002.

RAMOS, M.A.; ALBUQUERQUE, U.P. The domestic use of firewood in rural communities of the caatinga: How seasonality interferes with patterns of firewood collection. **Biomass and Bioenergy**, v. 39, p. 147-158, 2012.

RAMPIM, L.V.; DIAS, S.; CERVELATTI, E.P. Epidemiologia e identificação de *Rhipicephalus sanguineus* (LATREILLE, 1806) em Araçatuba, São Paulo. **Periódico Eletrônico Fórum Ambiental da Alta Paulista**, v. 11, n. 8, p. 185-197, 2015.

RESENDE, J.D.S.A.; DAEMON, E.; MONTEIRO, C.M.O.; MATURANO, R.; PRATA, M.C.A.; RODRIGUES, A.F.S.F. Toxicity os solvents and surfactants to *Amblyomma cajennense* (Fabricius, 1787) (Acari: Ixodidae) and *Dermacentor nitens* (Neumann, 1897) (Acari: Ixodidae) larvae. **Experimental Parasitology**, v. 131, p. 139-142, 2012.

REZENDE, H.R.; VIRGENS, T.M.; LIBERAETO, M.A.; VALENTE, F.I.; FERNANDES, A.; URBINATTI, P.R. Aspectos ecológicos de culicídeos imaturos em larvitampas de floresta e ambiente antrópico adjacente no Município de Linhares, Espírito Santo, Brasil. **Epidemiologia e Serviços de Saúde**, v. 20, n. 3, p. 385-391, 2011.

RIBEIRO, A.F. **Aspectos ecológicos de mosquitos (Diptera: Culicidae) em ambientes degradados e preservados da APA Capivari-Monos no município de São Paulo**. 2014. 111p. Tese (Doutorado em Saúde Pública), Universidade de São Paulo, São Paulo.

RIBEIRO, B.D.; ALVIANO, D.S.; BARRETO, D.W.; COELHO, M.A.Z. Functional properties of saponins from sisal (*Agave sisalana*) and juá (*Ziziphus joazeiro*): Critical micellar concentration, antioxidant and antimicrobial activities. **Colloids and surfaces A: Physicochemical and Engineering Aspects**, v. 436, p. 736-743, 2013.

RODRIGUES, A.P.; ANDRADE, L.H.C. Levantamento etnobotânico das plantas medicinais utilizadas pela comunidade de Inhamã, Pernambuco, Nordeste do Brasil. **Revista Brasileira de Plantas Mediciniais**, v. 16, n. 3, p. 721-730, 2014.

RODRIGUES, H.G.; MEIRELES, C.G.; LIMA, J. T. S.; TOLEDO, G.P.; CARDOSO, J.L.; GOMES, S.L. Efeito embriotóxico, teratogênico e abortivo de plantas medicinais. **Revista Brasileira de Plantas Mediciniais**, v. 13, n. 3, p. 359-366, 2011.

ROGER, P. A. The impact of disease and disease prevention on welfare in sheep. In: Dwyer, C.M. (Ed.), *Animal welfare volume 6: The Welfare of Sheep*. **Springer**, p. 159, 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, n. 1, p. 31-42, 2010.

SALATINO, A.; SALATINO, M.L.F.; NEGRI, G. Traditional uses, chemistry and pharmacology of *Croton* species (Euphorbiaceae). **Journal of the Brazilian Chemical Society**, v. 18, n. 1, p. 11-33, 2007.

SANTOS, K.K.A. **Atividade antiespimastigota, citotóxica e fungicida de plantas medicinais da Região do Cariri**. 2011. Dissertação (Mestrado em Bioprospecção Molecular), Universidade Regional do Cariri, Crato.

SANTOS, K.K.A.; ROLÓN, M.; VEJA, C.; ARIAS, A.R.; COSTA, J.G.M.; COUTINHO, H.D.M. Atividade leishmanicida *in vitro* de *Eugenia uniflora* e *Mormodica charantia*. **Revista de Ciências Farmacêuticas Básica e Aplicada**, v. 34, n. 1, p. 47-50, 2013.

SANTOS, S. C.; FERREIRA, F. S.; ROSSI-ALVA, J. C.; FERNANDEZ, L. G. Atividade antimicrobiana *in vitro* do extrato de *Abarema cochliocarpos* (Gomes) Barneby & Grimes. **Revista Brasileira de Farmacognosia**, v. 17, n. 2, p. 215-219, 2007.

SANTOS-LIMA, T.M.; SANTOS, D.R.V.; BASTOS, N.G.; VANNIER-SANTOS, M.A.; NUNES, E.S.; DIAS-LIMA, A.G. Plantas medicinais com ação antiparasitária: conhecimento tradicional na etnia Kantaruré, aldeia Baixa das Pedras, Bahia, Brasil. **Revista Brasileira de Plantas Mediciniais**, v. 18, n. 1, p. 240-247, 2016.

SARAIVA, M.E.; ULISSES, A.V.R.A.; RIBEIRO, D.A.; OLIVEIRA, L.G.S.; MACÊDO, D.G.; SOUSA, F.F.S.; MENEZES, I.R.A.; SAMPAIO, E.V.B.; SOUZA, M.M.A. Plant species as a therapeutic resource in areas of the savanna in the state of Pernambuco, Northeast Brazil. **Journal of Ethnofarmacology**, v. 171, p. 141-153, 2015.

SCALON, S.P.Q.; SCALON FILHO, H.; RIGONI, M.R.; VERALDO, F. Germinação e crescimento de mudas de pitangueira (*Eugenia uniflora* L.) sob condições de sombreamento. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 23, n. 3, p. 652-655, 2001.

SCHAPOVAL, E.E.S.; SILVEIRA, S.M.; MIRANDA, M.L.; ALICE, C.B.; HENRIQUES, A.T. Evaluation of some pharmacological activities of *Eugenia uniflora* L.. **Journal of Ethnopharmacology**, v. 44, n. 3, p. 137-142, 1994.

SILVA, F.S.; ALBUQUERQUE, U.P.; COSTA JÚNIOR, L.M.; LIMA, A.S.; NASCIMENTO, A.L.B.; MONTEIRO, J.M. An ethnopharmacological assessment of the use of plants against parasitic diseases in humans and animals. **Journal of Ethnopharmacology**, v. 155, p. 1332-1341, 2014.

SILVA, J.S.; SALES, M.F.; CARNEIRO-TORRES, D.S. 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, A.P.S.; CARNEIRO-TORRES, D.S. Sinopse das espécies de *Croton* L. (Euphorbiaceae) no estado de Pernambuco, Brasil. **Acta Botanica Brasilica**, v. 42, n. 2, p. 441-453, 2010.

SILVA, L.B.; TORRES, E.B.; SILVA, K.F.; SOUZA, J.S.N.; LOPES, M.S.; ANDRADE, L.H.; XAVIER, Z.F. Toxicity of ethanolic extract of *Croton heliotropiifolius* in weevil populations of stored maize grains. **Journal of Entomology**, v. 9, n. 6, p. 413-421, 2012.

SILVA, M.A.B.; MELO, L.V.L.; RIBEIRO, R.V.; SOUZA, J.P.M.; LIMA, J.C.S.; MARTINS, D.T.O.; SILVA, R.M. Levantamento etnobotânico de plantas utilizadas como anti-hiperlipidêmicas e anorexígenas pela população de Nova Xavantina – MT, Brasil. **Revista Brasileira de Farmacognosia**, v. 20, n. 4, p. 549-562, 2010.

SILVA, N. C. B.; ESQUIBEL, M. A.; ALVES, I. M.; VELOZO, E. S.; ALMEIDA, M. Z.; SANTOS, J. E. S.; CAMPOS-BUZZI, F.; MEIRA, A. V.; CECHINEL-FILHO, V. Antinociceptive effects of *Abarema cochliacarpus* (B.A. Gomes) Barneby & J.W.Grimes (Mimosaceae). **Revista Brasileira de Farmacognosia**, v. 19, n. 1A, p. 46-50, 2009.

SILVA, T.C.L. **Avaliação comparativa de cascas e folhas de *Ziziphus joazeiro* Mart (Rhamnaceae) em relação aos perfis fitoquímico e toxicológico e as atividades antioxidantes e antimicrobiana.** 2009. 73p. Dissertação (Mestrado em Ciências Farmacêuticas), Universidade Federal de Pernambuco, Recife.

SILVA, T.C.L; ALMEIDA, C.C.B.R.; VERAS FILHO, J.; PEIXOTO SOBRINHO, T.J.S.; AMORIM, E.L.C.; COSTA, E.P.; ARAÚJO, J.M. Atividades antioxidante e antimicrobiana de *Ziziphus joazeiro* mart. (Rhamanceae): avaliação comparativa entre cascas e folhas. **Revista de Ciências Farmacêuticas Básica e Aplicada**, v. 32, n. 2, p. 193-199, 2011.

SILVA, W.J. **Atividade larvicida do óleo essencial de plantas existentes no Estado de Sergipe contra *Aedes aegypti* Linn.** 2006. 69p. Dissertação (Mestrado em Desenvolvimento e Meio Ambiente), Universidade Federal de Sergipe, São Cristóvão.

SIMAS, N. K. Produtos naturais para o controle da transmissão da dengue – atividade larvicida de *Myroxylon balsamum* (óleo vermelho) e de fenilpropanóides. **Química Nova**, v. 27, n. 1, p. 46-49, 2004.

SOUSA, F.C. **Obtenção de extratos líquidos de juazeiro e mororó para fins industriais.** 2013. 117p. Dissertação (Mestrado em Engenharia Agrícola), Universidade Federal de Campina Grande, Campina Grande.

SOUSA, R.G.; FALCÃO, H.S.; BARBOSA FILHO, J.M.; MELO DINIZ, M.F.F.; BATISTA, L.M. Atividade anti-helmíntica de plantas nativas do continente americano: uma revisão. **Revista Brasileira de Plantas Mediciniais**, v. 15, n. 2, p. 287-292, 2013.

SOUZA, S.S.; SILVA, I.G.; SILVA, H.H.G. Associação entre incidência de dengue, pluviosidade e densidade larvária de *Aedes aegypti*, no Estado de Goiás. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, n. 43, v. 2, p. 152-155, 2010.

SOUZA, T. M.; MOREIRA, R. R. D.; PIETRO, R. C. L. R.; ISAAC, V. L. B. Avaliação da atividade anti-séptica de extrato seco de *Stryphnodendron adstringens* (Mart.) Coville e de preparação cosmética contendo este extrato. **Revista Brasileira de Farmacognosia**, v. 17, n. 1, 2007.

TRENTIN, D.S.; GIORDANI, R.B.; ZIMMER, K.R.; SILVA, A.G.; SILVA, M.V.; CORREIA, M.T.S.; BAUMVOL, I.J.R.; MACEDO, A.J. Potential of medicinal plants from the Brazilian semi-arid region (Caatinga) against *Staphylococcus epidermidis* planktonic and biofilm lifestyles. **Journal of Ethnopharmacology**, v. 137, p. 327-335, 2011.

VENDRUSCOLO, G.S.; MENTZ, L.A. Levantamento etnobotânico das plantas utilizadas como medicinais por moradores do bairro Ponta Grossa, Porto Alegre, Rio Grande do Sul, Brasil. **Iheringia**, v. 61, n. 1-2, p. 83-103, 2006.

ZERINGÓTA, V.; SENRA, T.O.S.; CALMON, F.; MATURANO, R.; FAZA, A.P.; CATUNDA-JÚNIOR, F.E.A.; MONTEIRO, C.M.O.; CARVALHO, M.G.; DAEMON, E. Repellent activity of eugenol on larvae of *Rhipicephalus microplus* and *Dermacentor nitens* (Acari: Ixodidae). **Parasitology Research**, v. 112, p. 2675-2679, 2013.

4. ARTIGOS

4.1 ARTIGO 1

Eficácia *in vitro* do extrato hidroalcoólico das folhas de Amburana (*Commiphora leptophloeos* (Mart.) J.B.Gillett), Joazeiro (*Ziziphus joazeiro* Mart.), e Velame (*Croton heliotropiifolius* Kunth) sobre *Anocentor nitens* (Neumann, 1897)

**EFICÁCIA *IN VITRO* DO EXTRATO HIDROALCOÓLICO DAS
FOLHAS DE VELAME (*Commiphora leptophloeos* (Mart.) J.B.Gillett),
JOAZEIRO (*Ziziphus joazeiro* Mart.), E VELAME (*Croton heliotropiifolius*
Kunth) SOBRE *Anocentor nitens* (Neumann, 1897)**

RESUMO

As plantas medicinais têm tido cada vez mais a atenção dos pesquisadores na busca de novas substâncias, em especial os bioativos que apresentem efeito contra carrapatos. Nesta pesquisa, objetivou-se avaliar a eficácia *in vitro* dos extratos hidroalcoólicos das folhas de *Commiphora leptophloeos* (Mart.) J.B.Gillett, *Ziziphus joazeiro* Mart., e *Croton heliotropiifolius* Kunth sobre fêmeas ingurgitadas de *Anocentor nitens* (Neumann, 1897). Utilizou-se a técnica de imersão para avaliar a atividade dos extratos sobre os carrapatos, e a interpretação da eficácia do produto foi de acordo com a legislação pertinente no Brasil, que considera o produto eficaz aquele que atinge o valor mínimo de 95%. A espécie *C. leptophloeos* (Mart.) J.B.Gillett mostrou-se eficaz em todas as concentrações testadas, e as espécies *Z. joazeiro* Mart e *C. heliotropiifolius* Kunth demonstraram eficácia apenas na concentração de 100%. Conclui-se que há atividade biológica contra fêmeas ingurgitadas de *A. nitens* para as espécies estudadas.

Palavras-chave: carrapato, plantas medicinais, caatinga, equino, ixodídeo

***IN VITRO* EFFICACY OF HIDROALCOHOLIC EXTRACT OF THE LEAVES OF
AMBURANA (*Commiphora leptophloeos* (Mart.) J.B.Gillett), JOAZEIRO (*Ziziphus
joazeiro* Mart.), AND VELAME (*Croton heliotropiifolius* Kunth) ON *Anocentor nitens*
(Neumann, 1897)**

ABSTRACT

Medicinal plants have been increasingly more attention from researchers in the search for new substances, especially bioactive that presenting effect against ticks. The aim of this work was to evaluate the *in vitro* effectiveness of hydroalcoholic extracts of the leaves of *Commiphora leptophloeos* (Mart.) J.B.Gillett, *Ziziphus joazeiro* Mart., and *Croton heliotropiifolius* Kunth on engorged female of *Anocentor nitens* (Neumann, 1897). It was used the immersion technique to evaluate the activity of the extracts on ticks, and the interpretation of the effectiveness of the product was in accordance with the legislation in Brazil that considers the effective product who reaches the minimum value of 95%. The species *C. leptophloeos* (Mart.) J.B.Gillett was effective in all tested concentrations, and *Z. joazeiro* Mart species and *C. heliotropiifolius* Kunth demonstrated efficacy only in the concentration of 100%. The extracts that have proven effective, acted in inhibition of oviposition. It was concluded that there is biological activity against *A. nitens* engorged females for the species studied.

Key words: tick, medicinal plants, caatinga, equine, ixodidae

INTRODUÇÃO

A utilização de fitoterápicos no controle das parasitoses de animais domésticos tem-se intensificado em várias partes do mundo, e seu uso pode reduzir os impactos ambientais e econômicos causados pela utilização de produtos sintéticos convencionais (FARIAS, 2011).

De acordo com Macedo et al. (2013), as plantas medicinais da caatinga apresentam um grande potencial fitoquímico e farmacológico para diversos fins. A espécie *Commiphora leptophloeos* (Mart.) J.B.Gillett é uma árvore pertencente à família Burseraceae, de ocorrência no Brasil, Bolívia, Colômbia e Venezuela (ITIS, 2015), conhecida popularmente como amburana, umburana, imburana, imburana de cambão, imburana-brava (LUCENA et al., 2008; ALVES e NASCIMENTO, 2010; TRENTIN et al., 2011; CABRAL, 2014). Na medicina popular é indicada no tratamento de gripe, tosse, bronquite, doenças urinárias e fígado, e ferimentos (ROQUE et al., 2010; TRENTIN et al., 2011), e as partes utilizadas são: entrecasca do caule, flor, folhas, látex, e raízes (LUCENA et al., 2008; ROQUE et al., 2010; TRENTIN et al., 2011; MACÊDO et al., 2013).

A espécie *Ziziphus joazeiro* Mart. é uma árvore pertencente à família Rhamnaceae, de ocorrência no Brasil, Argentina e Paraguai (ITIS, 2015), conhecida popularmente como juá, juazeiro, laranjeira-do-vaqueiro (LORENZI e MATOS, 2002; SILVA, 2009; SOUSA, 2013). Possui cerca de 100 espécies amplamente distribuídas (SILVA et al., 2011), e segundo Lorenzi e Matos (2002), o *Ziziphus joazeiro* Mart. é o representante mais notável do bioma caatinga. Apresenta vasto uso medicinal e nutricional, principalmente para o tratamento de problemas de pele e respiratório, cáries, caspa, digestão, inflamação e cicatrizante (ALMEIDA et al., 2005; ALBUQUERQUE, 2006; ALBUQUERQUE et al., 2007a,b; SILVA, 2009; NASCIMENTO et al., 2011; RODRIGUES e ANDRADE, 2014; SARAIVA et al., 2015).

A espécie *Croton heliotropiifolius* Kunth pertence à família Euphorbiaceae, com cerca de 1.300 espécies, e é conhecida vulgarmente como velame (SALATINO et al., 2007; SILVA et al., 2010; NEVES e CAMARA, 2012; QUEIROZ et al., 2014), quebra-faca (RAMOS e ALBUQUERQUE, 2012; NUNES et al., 2015), e é encontrada praticamente em toda a região Nordeste estendendo-se até o estado de Minas Gerais (SILVA et al., 2010). Espécies deste gênero são conhecidas por conter compostos inseticidas tal como as catequinas, galocatequinas, diterpenos e sesquiterpenos (SILVA et al., 2012). Neves e Camara (2012) identificaram 23 componentes no óleo extraído das folhas de *Croton rhamnifolius* var.

heliotropiifolius, no qual, caracterizaram altas porcentagens de sesquiterpenos, particularmente β -caryophyllene, spathulenol e germacrene B.

Dentre os parasitos de importância veterinária tem-se o *Anocentor nitens* (Neumann, 1897) que é um importante ectoparasito de equinos, tendo sua distribuição desde o sul dos Estados Unidos até o nordeste da Argentina. Este carrapato é considerado o principal vetor natural de *Babesia caballi* (Laveran, 1901), agente etiológico da piroplasmose equina. Os locais preferenciais são as orelhas e divertículo nasal, podendo infestar outras regiões do corpo do animal. Este parasitismo pode causar desconforto ao bem estar do animal, lesões tais como perda de rigidez da orelha e predisposição do hospedeiro para infecções bacterianas secundárias e miíases (ALESSANDRO et al., 2014; ZERINGÓTA et al., 2013).

Visando novas alternativas de tratamento e controle de carrapatos da espécie equina objetivou-se avaliar a eficácia *in vitro* dos extratos hidroalcoólicos bruto das folhas de *Commiphora leptophloeos* (Mart.) J.B.Gillett, *Ziziphus joazeiro* Mart., e *Croton heliotropiifolius* Kunth sobre fêmeas ingurgitadas de *Anocentor nitens* (Neumann, 1897).

MATERIAL E MÉTODOS

A metodologia utilizada baseou-se nas normas éticas de pesquisa científica com uso de animais sob protocolo aprovado pela Comissão de Ética no Uso de Animais (CEUA-UFRPE) sob a licença nº 037/2014.

Os vegetais foram coletados no município de Bezerros – PE, no horário da manhã, e levados ao Laboratório de Bioterápicos, Laboratório de Doenças Parasitárias dos Animais Domésticos, pertencentes ao Departamento de Medicina Veterinária da Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE), e ao Laboratório de Química de Produtos Naturais do Departamento de Antibióticos da Universidade Federal de Pernambuco, para o processamento de secagem, extração, estudo fitoquímico, e exposição dos extratos aos parasitos.

As espécies botânicas foram identificadas pelo Instituto Agrônomo de Pernambuco – IPA, e as exsiccatas encontram-se sob os registros: nº 90099 (*C. leptophloeos* (Mart.) J.B.Gillett); nº 89776 (*Z. joazeiro* Mart.); nº 90154 (*C. heliotropiifolius* Kunth).

Para a preparação dos extratos brutos foram utilizados 150g do pó das folhas e submetidos à extração com 1L de etanol à concentração de 70% por 3 dias com troca de solvente a cada 24 horas. Os extratos foram concentrados em rotavaporador à pressão reduzida, e pesado para o cálculo de seus rendimentos, e armazenado sob refrigeração até a realização dos ensaios.

Para avaliação do efeito dos extratos hidroalcoólicos foi utilizado o teste de imersão de fêmeas ingurgitadas descrito por Drummond et al. (1971, 1973).

Foram coletadas manualmente 270 fêmeas ingurgitadas de *Anocentor nitens* (Neumann, 1897) de uma fêmea equina naturalmente infestada e sem tratamento parasiticida, alocada na clínica de grandes animais do Hospital Veterinário do Departamento de Medicina Veterinária da UFRPE há mais de trinta dias.

As fêmeas ingurgitadas foram lavadas e limpas com papel absorvente e distribuídas em placas de Petri considerando os seguintes aspectos: motilidade, integridade corporal e grau de ingurgitamento. Formaram-se grupos de dez fêmeas ingurgitadas sendo esses grupos pesados em balança analítica. Cada grupo foi submetido ao banho de imersão em copo descartável de 50 mL contendo 5 mL das soluções testadas, mantendo sob constante agitação por um período de cinco minutos. Em seguida, o excesso das soluções foi retirado utilizando-se papel absorvente e cada grupo foi recolocado em placa de Petri e mantido no laboratório em temperatura ambiente até o início da postura.

Após dez dias do início da postura, procedeu-se à pesagem dos ovos em balança analítica, e transferiu-se o material para seringas plásticas de 20 mL adaptadas, identificadas e vedadas com algodão, mantidas nas mesmas condições descritas anteriormente. O percentual de eclosão foi estimado subjetivamente, adotando-se como parâmetro, a verificação visual com intervalos de 10%.

As concentrações dos extratos hidroalcoólicos utilizadas foram 100% e 50%, com três repetições por tratamento, e utilizou-se água destilada como controle negativo.

A eficácia do produto foi calculada segundo Drummond et al. (1973), por meio das fórmulas matemáticas abaixo descritas:

$$ER = \frac{\text{Peso dos ovos} \times \% \text{ de eclosão} \times 20.000^*}{\text{Peso das fêmeas}}$$

ER = Eficiência Reprodutiva

*Constante que indica o número de larvas que eclode de 1g de ovos

$$EP = \frac{ER(\text{controle}) - ER(\text{tratado})}{ER(\text{controle})} \times 100$$

EP = Eficácia do Produto

De acordo com a legislação pertinente à comercialização de carrapaticidas no País (BRASIL, 1990), os resultados foram interpretados considerando-se como eficácia o valor mínimo de 95%.

RESULTADOS E DISCUSSÃO

Os extratos hidroalcoólicos brutos apresentaram os seguintes rendimentos: 51,24 g (*C. leptophloeos* (Mart.) J.B.Gillett), 58,72 g (*Z. joazeiro* Mart), 67,87 g (*C. heliotropiifolius* Kunth).

Nas Tabelas 1, 2 e 3 registram-se os resultados obtidos para eficácia das concentrações dos extratos hidroalcoólicos de *C. leptophloeos* (Mart.) J.B.Gillett, *Z. joazeiro* Mart, e *C. heliotropiifolius* Kunth sobre *A. nitens* (Neumann, 1897). Os extratos na concentração de 100% para todas as espécies botânicas demonstraram eficácia de 100%. As concentrações de 50% para *Z. joazeiro* Mart e *C. heliotropiifolius* Kunth não apresentaram eficácia sobre *A. nitens* (Neumann, 1897) com respectivamente 38,85% e 68,12%.

TABELA 1 – Atividade do extrato hidroalcoólico das folhas de *Commiphora leptophloeos* (Mart.) J.B.Gillett sobre teleóginas de *Anocentor nitens* (Neumann, 1897).

Tratamento	Peso da Teleógina (g)	Peso dos Ovos (g)	% Eclosão	Eficácia do Produto (%)
CN	2,2370	1,0317	96,66	--
T1	2,0480	0	0	100
T2	2,1771	0	0	100

CN – Controle Negativo (água destilada); T1 – 100% extrato hidroalcoólico; T2 – 50% extrato hidroalcoólico.

TABELA 2 – Atividade do extrato hidroalcoólico das folhas de *Ziziphus joazeiro* Mart sobre teleóginas de *Anocentor nitens* (Neumann, 1897).

Tratamento	Peso da Teleógina (g)	Peso dos Ovos (g)	% Eclosão	Eficácia do Produto (%)
CN	2,0492	1,0107	100	--
T1	2,0888	0	0	100
T2	2,3536	0,7343	96,66	38,85

CN – Controle Negativo (água destilada); T1 – 100% extrato hidroalcoólico; T2 – 50% extrato hidroalcoólico.

TABELA 3 – Atividade do extrato hidroalcoólico das folhas de *Croton heliotropiifolius* Kunth sobre teleóginas de *Anocentor nitens* (Neumann, 1897).

Tratamento	Peso da Teleógina (g)	Peso dos Ovos (g)	% Eclosão	Eficácia do Produto (%)
CN	2,0492	1,0107	100	--
T1	1,9328	0	0	100
T2	1,9250	0,4779	63,33	68,12

CN – Controle Negativo (água destilada); T1 – 100% extrato hidroalcoólico; T2 – 50% extrato hidroalcoólico.

Na literatura encontram-se vários estudos demonstrando a mortalidade de fêmeas ingurgitadas e larvas de *A. nitens* (Neumann, 1897) quando submetidos a óleos essenciais de plantas. Clemente et al. (2010) demonstraram a atividade dos óleos essenciais de *Cymbopogon nardus*, na concentração de 50%, e de *Eucalyptus citriodora*, na concentração de 100% e 50%, com mortalidade de 100% das larvas não ingurgitadas de *A. nitens* (Neumann, 1897).

Farias et al. (2009) testando óleo de *Carapa guianensis* verificaram a mortalidade de 100% das fêmeas adultas ingurgitadas nas concentrações de 25%, 30%, 50% e 100%. Outros estudos mostram a atividade acaricida de substâncias que compõem os óleos essenciais de plantas (MONTEIRO et al., 2009; CHAGAS et al., 2012; SENRA et al., 2013).

Senra et al. (2013) demonstraram a alta eficácia do monoterpene carvacrol e dos fenilpropanoides (E)-Cinamaldeído e Trans-Anetol sobre larvas de *Anocentor nitens* (Neumann, 1897) embora não tenham testado contra fêmeas ingurgitadas.

Os resultados ora obtidos constituem-se no primeiro relato sobre a atividade carrapaticida de *C. leptophloeos* (Mart.) J.B.Gillett, *Z. joazeiro* Mart, e *C. heliotropiifolius* Kunth, oferecendo, portanto, subsídios para que novos ensaios possam ser realizados com o intuito de elucidar melhor a ação desses bioativos sobre esta espécie de ectoparasito.

CONCLUSÃO

Os extratos hidroalcoólicos das folhas de *C. leptophloeos* (Mart.) J.B.Gillett, *Z. joazeiro* Mart, e *C. heliotropiifolius* Kunth apresentam atividade biológica *in vitro* sobre fêmeas ingurgitadas de *A. nitens*, destacando-se a espécie *C. leptophloeos* por apresentar atividade nas duas concentrações estudadas, servindo estes dados como subsídios para futuras pesquisas para analisar a viabilidade das referidas espécies botânicas como alternativas para o controle de carrapatos.

AGRADECIMENTOS

À Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES) pela concessão da bolsa, e ao Centro de Apoio à Pesquisa (CENAPESQ) da Universidade Federal Rural de Pernambuco pelos equipamentos cedidos para execução desta pesquisa.

REFERÊNCIAS

ALBUQUERQUE, U.P. Re-examining hypotheses concerning the use and knowledge of medicinal plants: a study in the Caatinga vegetation of NE Brazil. **Journal of Ethnobiology and Ethnomedicine**, v. 2, n. 30, p. 1-10, 2006.

ALBUQUERQUE, U.P.; MEDEIROS, P.M.; ALMEIDA, A.L.S.; MONTEIRO, J.M.; LINS NETO, E.M.F.; MELO, J.G.; SANTOS, J.P. Medicinal plants os the Caatinga (semi-arid) vegetation os NE Brazil: a quantitative approach. **Journal os Ethnofarmacology**, v. 114, p. 325-354, 2007a.

ALBUQUERQUE, U.P.; MONTEIRO, J.M.; RAMOS, M.A.; AMORIM, E.L.C. Medicinal and magic plants from a public market in northeastern Brazil. **Journal of Ethnofarmacology**, v. 110, p. 76-91, 2007b.

ALESSANDRO, W.B.D.; RODRIGUES, J.; FERNANDES, E.K.K.; LUZ, C. Impact of humidity on clustered tick eggs. **Parasitology Research**, v. 113, p. 3899-3902, 2014.

ALMEIDA, C.F.C.B.R.; SILVA, T.C.L.; AMORIM, E.L.C.; MAIA, M.B.S.; ALBUQUERQUE, U.P. Life strategy and chemical composition as predictors of the selection of medicinal plants from the Caatinga (Northeast Brazil). **Journal of Arid Environments**, v. 62, n. 1, p. 127-142, 2005.

ALVES, J.J.A.; NASCIMENTO, S.S. Levantamento fitogeográfico das plantas medicinais nativas do cariri paraibano. **Revista Geográfica Acadêmica**, v. 4, n. 2, p. 73-85, 2010.

BRASIL, Ministério da Agricultura. Portaria n. 90 de 04 dez. de 1989. Normas para produção, controle e utilização de produtos antiparasitários. **Diário Oficial**, 22 de janeiro de 1990, sec. 1, col. 2.

CABRAL, D.L.V. **Potencial antimicrobiano de plantas da caatinga utilizadas na medicina tradicional como antiinflamatórias**. 2014. 77p. Tese (Doutorado em Ciências Farmacêuticas), Universidade Federal de Pernambuco, Recife.

CHAGAS, A.C.S.; BARROS, L.D.; CONTIGUIBA, F.; FURLAN, M.; GIGLIOTI, R.; OLIVEIRA, M.C.S.; BIZZO, H.R. In vitro efficacy of plant extracts and synthesized substances on *Rhipicephalus (Boophilus) microplus* (Acari: Ixodidae). **Parasitology Research**, v. 110, n. 1, p. 295-303, 2012.

CLEMENTE, M.A.; MONTEIRO, C.M.O.; SCORALIK, M.G.; GOMES, F.T.; PRATA, M.C.A.; DAEMON, E. Acaricidal activity of the essential oils from *Eucalyptus citriodora* and *Cymbopogon nardus* on larvae of *Amblyomma cajennense* (Acari: Ixodidae) and *Anocentor nitens* (Acari: Ixodidae). **Parasitology Research**, v. 107, p. 987-992, 2010.

DRUMMOND, R.O.; ERNEST, S.E.; TREVINO, J.L.; GLADNEY, W. J.; GRAHAM, O.H. *Boophilus annulatus* and *boophilus microplus*: laboratory tests of insecticides. **Journal of economic entomology**, v. 66, p. 130-133, 1973.

DRUMMOND, R.O.; GLADNEY, W.J.; WHETSTONE, T.M.; ERNEST, S.E. Laboratory tests of insecticides for control of the winter tick. **Journal of economic entomology**, v. 64, p. 686-688, 1971.

FARIAS, M.P.O. **Espectro de ação antiparasitária do óleo da semente da *Carapa guianensis*, Aubl. em animais domésticos**. 2011. 193p. Tese (Doutorado em Ciência Veterinária) Universidade Federal Rural de Pernambuco, Recife, 2011.

FARIAS, M.P.O.; SOUSA, D.P.; ARRUDA, A.C.; WANDERLEY, A.G.; TEIXEIRA, W.C.; ALVES, L.C.; FAUSTINO, M.A.G. Potencial acaricida do óleo de andiroba *Carapa guianensis* Aubl. sobre fêmeas adultas ingurgitadas de *Anocentor nitens* Neumann, 1897 e *Rhipicephalus sanguineus* Latreille, 1806. **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, v. 61, n. 4, p. 877-882, 2009.

FAUSTINO, M.A.G.; RAMOS, J.V.A.; OLIVEIRA, M.P.B.; ALVES, L.C. Estudo comparativo de dados bioecológicos da fase não parasitária de *Anocentor nitens* (ACARI: IXODIDAE) (NEUMANN, 1897) em dois ambientes experimentais no Recife-PE. **Ciência Veterinária nos Trópicos**, v. 8, p. 43-52, 2005.

ITIS (Integrated Taxonomic Information System). **Catalogue of Life**, disponível em: <<http://www.catalogueoflife.org>> Acesso em: 25/mai/2015.

ITIS (Integrated Taxonomic Information System). **Catalogue of Life**, disponível em: <<http://www.catalogueoflife.org>> Acesso em: 10/jun/2015.

LORENZI, H; MATOS, F.J.A. **Plantas medicinais no Brasil: nativas e exóticas**. São Paulo: Ed. Instituto Plantarum de Estudos da Flora. 2002. 544 p.

LUCENA, R.F.P.; NASCIMENTO, V.T.; ARAÚJO, E.L.; ALBUQUERQUE, U.P. Local uses of native plants in the area of caatinga vegetation (Pernambuco, NE Brazil). **Ethnobotany Research & Applications**, v. 6, p. 003-013, 2008.

MACEDO, M.S.; RIBEIRO, D.A.; SOUZA, M.M.A. Uso de plantas medicinais cultivadas em uma área de caatinga em Assaré – Ceará. **Caderno de Cultura e Ciência**, v. 12, n. 1, p. 36-57, 2013.

MONTEIRO, C.M.O.; DAEMON, E.; CLEMENTE, M.A.; ROSA, L.S.; MATURANO, R. Acaricidal efficacy of thymol on engorged nymphs and females of *Rhipicephalus sanguineus* (Latreille, 1808) (Acari: Ixodidae). **Parasitology Research**, v. 105, n. 4, p. 1093-1097, 2009.

NASCIMENTO, V.T.; MOURA, N.P.; VASCONCELOS, M.A.S.; MACIEL, M.I.S.; ALBUQUERQUE, U.P. Chemical characterization of native wild plants of dry seasonal forests of the semi-arid region of northeastern Brazil. **Food Research International**, v. 44, p. 2112-2119, 2011.

NEVES, I.A.; CAMARA, C.A.G. Volatile constituents of the *Croton* species from caatinga biome of Pernambuco – Brasil. **Records of Natural Products**, v. 6, n. 2, p. 161-165, 2012.

NUNES, A.T.; LUCENA, R.F.P.; SANTOS, M.V.F.; ALBUQUERQUE, U.P. Local knowledge about fodder plants in the semi-arid region of Northeastern Brazil. **Journal of Ethnobiology and Ethnomedicine**, v. 11, n. 12, p. 1-12, 2015.

PINTO, E.P.P.; AMOROZO, M.C.M.; FURLAN, A. Conhecimento popular sobre plantas medicinais em comunidades rurais de mata atlântica – Itacaré, BA, Brasil. **Acta Botânica Brasílica**, v. 20, n. 4, p. 751-762, 2006.

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, M.A.; ALBUQUERQUE, U.P. The domestic use of firewood in rural communities of the caatinga: How seasonality interferes with patterns of firewood collection. **Biomass and Bioenergy**, v. 39, p. 147-158, 2012.

RODRIGUES, A.P.; ANDRADE, L.H.C. Levantamento etnobotânico das plantas medicinais utilizadas pela comunidade de Inhamã, Pernambuco, Nordeste do Brasil. **Revista Brasileira de Plantas Mediciniais**, v. 16, n. 3, p. 721-730, 2014.

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, n. 1, p. 31-42, 2010.

SALATINO, A.; SALATINO, M.L.F.; NEGRI, G. Traditional uses, chemistry and pharmacology of *Croton* species (Euphorbiaceae). **Journal of the Brazilian Chemical Society**, v. 18, n. 1, p. 11-33, 2007.

SARAIVA, M.E.; ULISSES, A.V.R.A.; RIBEIRO, D.A.; OLIVEIRA, L.G.S.; MACÊDO, D.G.; SOUSA, F.F.S.; MENEZES, I.R.A.; SAMPAIO, E.V.B.; SOUZA, M.M.A. Plant species as a therapeutic resource in areas of the savanna in the state of Pernambuco, Northeast Brazil. **Journal of Ethnopharmacology**, v. 171, p. 141-153, 2015.

SENRA, T.O.S.; ZERINGÓTA, V.; MONTEIRO, C.M.O.; CALMON, F.; MATURANO, R.; GOMES, G.A.; FAZA, A.; CARVALHO, M.G.; DAEMON, E. Assessment of the acaricidal activity of carvacrol, (E)-cinnamaldehyde, *Trans*-anethole, and linalool on larvae of *Rhipicephalus microplus* and *Dermacentor nitens* (Acari: Ixodidae). **Parasitology Research**, v. 112, p. 1461-1466, 2013.

SILVA, J.S.; SALES, M.F.; GOMES, A.P.S.; CARNEIRO-TORRES, D.S. Sinopse das espécies de *Croton* L. (Euphorbiaceae) no estado de Pernambuco, Brasil. **Acta Botanica Brasilica**, v. 42, n. 2, p. 441-453, 2010.

SILVA, L.B.; TORRES, E.B.; SILVA, K.F.; SOUZA, J.S.N.; LOPES, M.S.; ANDRADE, L.H.; XAVIER, Z.F. Toxicity of ethanolic extract of *Croton heliotropiifolius* in weevil populations of stored maize grains. **Journal of Entomology**, v. 9, n. 6, p. 413-421, 2012.

SILVA, T.C.L. **Avaliação comparativa de cascas e folhas de *Ziziphus joazeiro* Mart (Rhamnaceae) em relação aos perfis fitoquímico e toxicológico e as atividades antioxidantes e antimicrobiana**. 2009. 73p. Dissertação (Mestrado em Ciências Farmacêuticas), Universidade Federal de Pernambuco, Recife.

SILVA, T.C.L.; ALMEIDA, C.C.B.R.; VERAS FILHO, J.; PEIXOTO SOBRINHO, T.J.S.; AMORIM, E.L.C.; COSTA, E.P.; ARAÚJO, J.M. Atividade antioxidante e antimicrobiana de *Ziziphus joazeiro* Mart (Rhamnaceae): avaliação comparativa entre cascas e folhas. **Revista de Ciências Farmacêuticas Básica e Aplicada**, v. 32, n. 2, p. 193-199, 2011.

SOUSA, F.C. **Obtenção de extratos líquidos de juazeiro e mororó para fins industriais**. 2013. 117p. Dissertação (Mestrado em Engenharia Agrícola), Universidade Federal de Campina Grande, Campina Grande.

TRENTIN, D.S.; GIORDANI, R.B.; ZIMMER, K.R.; SILVA, A.G.; SILVA, M.V.; CORREIA, M.T.S.; BAUMVOL, I.J.R.; MACEDO, A.J. Potential of medicinal plants from

the Brazilian semi-arid region (Caatinga) against *Staphylococcus epidermidis* planktonic and biofilm lifestyles. **Journal of Ethnopharmacology**, v. 137, p. 327-335, 2011.

ZERINGÓTA, V.; SENRA, T.O.S.; CALMON, F.; MATURANO, R.; FAZA, A.P.; CATUNDA-JÚNIOR, F.E.A.; MONTEIRO, C.M.O.; CARVALHO, M.G.; DAEMON, E. Repellent activity of eugenol on larvae of *Rhipicephalus microplus* and *Dermacentor nitens* (Acari: Ixodidae). **Parasitology Research**, v. 112, p. 2675-2679, 2013.

4.2 ARTIGO 2

Atividade larvicida do extrato hidroalcoólico das folhas de Amburana (*Commiphora leptophloeos* (Mart.) J.B.Gillett), Joazeiro (*Ziziphus joazeiro* Mart.), e Velame (*Croton heliotropiifolius* Kunth) sobre larvas de *Aedes (Stegomyia) aegypti* (Linnaeus, 1762) (Diptera: Culicidae)

**ATIVIDADE LARVICIDA DO EXTRATO HIDROALCOÓLICO
DAS FOLHAS DE AMBURANA (*Commiphora leptophloeos* (Mart.)
J.B.Gillett), JOAZEIRO (*Ziziphus joazeiro* Mart.), E VELAME (*Croton
heliotropiifolius* Kunth) SOBRE LARVAS DE *Aedes (Stegomyia) aegypti*
(Linnaeus, 1762) (DIPTERA: CULICIDAE)**

RESUMO

O controle de *Aedes aegypti* constitui um importante desafio, e como alternativa tem-se utilizado extratos de plantas por possuírem uma rica fonte de bioativos químicos. Sendo assim avaliou-se a atividade larvicida dos extratos hidroalcoólicos das folhas de *Commiphora leptophloeos* (Mart.) J.B.Gillett, *Ziziphus joazeiro* Mart., e *Croton heliotropiifolius* Kunth sobre larvas de terceiro estágio de *A. aegypti*. Foram utilizadas colônias de *A. aegypti* população Recife. O ensaio toxicológico seguiu a metodologia preconizada pela Organização Mundial da Saúde, no qual, cem larvas de terceiro estágio foram transferidas para recipiente descartável contendo 50 mL de água deionada, em seguida foram expostas a concentrações dos extratos de 30 mg/mL, 20 mg/mL e 10 mg/mL (G1, G2 e G3, respectivamente) para as espécies *C. leptophloeos* e *C. heliotropiifolius*, e 30 mg/mL, 1 mg/mL e 0,5 mg/mL (G1, G2 e G3, respectivamente) para *Z. joazeiro*, utilizando controle positivo larvicida industrial *Bacillus thuringiensis* sorovar *israelensis* nas concentrações de CL₅₀ 0,06 ppm e CL₉₀ 0,37 ppm, e controle negativo com água deionada. O experimento foi realizado em quadruplicata e a leitura após 1h, 2h, 4h, 6h, 12h, 24h da exposição das soluções. No ensaio com extrato de *C. leptophloeos*, as larvas dos grupos tratados com o composto (G1, G2 e G3) apresentaram taxa de mortalidade de 66,5 %, 51,5 % e 2,75 %, respectivamente. As larvas dos grupos tratados com o extrato de *Z. joazeiro* (G1, G2 e G3) apresentaram taxa de mortalidade de 92,75 %, 28 % e 6 %, respectivamente. No ensaio com *C. heliotropiifolius* as taxas de mortalidade apresentada pelos grupos G1, G2 e G3 foram 33,75 %, 7,75 % e 6 %, respectivamente. Conclui-se que as espécies investigadas, embora não atinjam a taxa mínima preconizada pela Organização Mundial da Saúde para eficácia, provocam mortalidade das larvas L3 de *A. aegypti* em todas as concentrações testadas, apresentando potencial como alternativa para o controle deste inseto.

Palavras-chave: dengue, plantas medicinais, caatinga, mosquito, inseticida

LARVICIDAL ACTIVITY OF HIDROALCOHOLIC EXTRACT OF THE LEAVES OF AMBURANA (*Commiphora leptophloeos* (Mart.) J.B.Gillett), JOAZEIRO (*Ziziphus joazeiro* Mart.), AND VELAME (*Croton heliotropiifolius* Kunth) ON *Aedes* (*Stegomyia*) *aegypti* (Linnaeus, 1762) (DIPTERA: CULICIDAE)

ABSTRACT

The control of *Aedes aegypti* constitutes an important challenge, and as an alternative, plant extracts have been used because they have a rich source of chemical bioactives. It was aimed in this research to evaluate the larvicidal activity of the hydroalcoholic extracts of the leaves of *Commiphora leptophloeos* (Mart.) J.B. Gillett, *Ziziphus joazeiro* Mart., And *Croton heliotropiifolius* Kunth on third stage larvae of *A. aegypti*. Colonies of *A. aegypti* population Recife were used. The toxicological test followed the methodology recommended by the World Health Organization, in which one hundred third instar larvae were transferred to a disposable container containing 50 ml of dechlorinated water, and then exposed to extract concentrations of 30 mg / mL, 20 mg (G1, G2 and G3, respectively) for the species *C. leptophloeos* and *C. heliotropiifolius*, and 30 mg / mL, 1 mg / mL and 0.5 mg / mL (G1, G2 and G3), respectively for *Z. joazeiro*, using as positive control the industrial larvicidal *Bacillus thuringiensis* sorovar *israelensis* at concentrations of 0.06 ppm and 0.37 ppm, and negative control with dechlorinated water. The experiment was performed in quadruplicate and the reading after 1h, 2h, 4h, 6h, 12h, 24h of the solutions exposition. In the assay with *C. leptophloeos* extract, the larvae of the groups treated with the compound (G1, G2 and G3) had a mortality rate of 66.5%, 51.5% and 2.75%, respectively. The larvae of the groups treated with the *Z. joazeiro* extract (G1, G2 and G3) had a mortality rate of 92.75%, 28% and 6%, respectively. In the *C. heliotropiifolius* assay the mortality rates presented by groups G1, G2 and G3 were 33.75%, 7.75% and 6%, respectively. It is concluded that the species investigated, although they do not reach the minimum rate recommended by the World Health Organization for efficacy, cause mortality of *A. aegypti* L3 larvae in all concentrations tested, presenting potential as an alternative for the control of this insect.

Key words: dengue, medicinal plants, caatinga, mosquito, insecticide

INTRODUÇÃO

O gênero *Aedes* (OLIVEIRA et al., 2013) atualmente é considerado o principal vetor dos quatro sorotipos do vírus do dengue circulante no Brasil (DENV-1, DENV-2, DENV-3 e DENV-4) além de apresentar elevada competência vetorial para transmitir os arbovírus Chikungunya e Zika, recém-emergidos no País (LIMA-CAMARA et al., 2016).

O controle de *A. aegypti* tem constituído um importante desafio, especialmente nos países em desenvolvimento (ZARA et al., 2016).

As plantas podem ser uma alternativa no controle de mosquito porque elas constituem uma rica fonte de bioativos químicos (JANG et al., 2002), mostrando-se eficientes no controle de insetos vetores e com poucos danos ao meio ambiente (ESPINDOLA et al., 2008).

De acordo com Macedo et al. (2013), as plantas medicinais da caatinga apresentam um grande potencial fitoquímico e farmacológico para diversos fins. A espécie *Commiphora leptophloeos* (Mart.) J.B.Gillett é uma árvore pertencente à família Burseraceae, de ocorrência no Brasil, Bolívia, Colômbia e Venezuela (ITIS, 2015), conhecida popularmente como amburana, umburana, imburana, imburana de cambão, imburana-brava (LUCENA et al., 2008; ALVES e NASCIMENTO, 2010; TRENTIN et al., 2011; CABRAL, 2014). Na medicina popular é indicada no tratamento de gripe, tosse, bronquite, doenças urinárias e fígado, e ferimentos (ROQUE et al., 2010; TRENTIN et al., 2011).

A espécie *Ziziphus joazeiro* Mart. é uma árvore pertencente à família Rhamnaceae, de ocorrência no Brasil, Argentina e Paraguai (ITIS, 2015), conhecida popularmente como juá, juazeiro, laranjeira-do-vaqueiro (LORENZI e MATOS, 2002; SILVA, 2009; SOUSA, 2013). Apresenta vasto uso medicinal e nutricional, principalmente para o tratamento de problemas de pele e respiratório, cáries, caspa, digestão, inflamação e cicatrizante (ALMEIDA et al., 2005; ALBUQUERQUE, 2006; ALBUQUERQUE et al., 2007a,b; SILVA, 2009; NASCIMENTO et al., 2011; RODRIGUES e ANDRADE, 2014; SARAIVA et al., 2015).

A espécie *Croton heliotropiifolius* Kunth pertence à família Euphorbiaceae, com cerca de 1.300 espécies, e é conhecida vulgarmente como velame (SALATINO et al., 2007; SILVA et al., 2010; NEVES e CAMARA, 2012; QUEIROZ et al., 2014), quebra-faca (RAMOS e ALBUQUERQUE, 2012; NUNES et al., 2015), e é encontrada praticamente em toda a região Nordeste estendendo-se até o estado de Minas Gerais (SILVA et al., 2010). Espécies deste gênero são conhecidas por conter compostos inseticidas tal como as catequinas, galocatequinas, diterpenos e sesquiterpenos (SILVA et al., 2012).

Sendo assim objetivou-se avaliar a atividade larvicida dos extratos hidroalcoólicos das folhas de *Commiphora leptophloeos* (Mart.) J.B.Gillett, *Ziziphus joazeiro* Mart., e *Croton heliotropiifolius* Kunth sobre larvas de terceiro estágio de *Aedes (Stegomyia) aegypti* (Linnaeus, 1762) (Diptera: Culicidae).

MATERIAL E MÉTODOS

A metodologia utilizada baseou-se nas normas éticas de pesquisa científica com uso de animais sob protocolo aprovado pela Comissão de Ética no Uso de Animais (CEUA-UFRPE) sob a licença nº 037/2014.

Os vegetais foram coletados no município de Bezerros – PE, no horário da manhã, e levados ao Laboratório de Bioterápicos, Laboratório de Doenças Parasitárias dos Animais Domésticos, pertencentes ao Departamento de Medicina Veterinária da Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE), e o Laboratório de Química de Produtos Naturais do Departamento de Antibióticos da Universidade Federal de Pernambuco, para o processamento de secagem, extração, estudo fitoquímico, e exposição dos extratos às larvas de terceiro estágio de *A. aegypti*.

As espécies botânicas foram identificadas pelo Instituto Agrônomo de Pernambuco – IPA, e as exsiccatas encontram-se sob os registros: nº 90099 (*Commiphora leptophloeos* (Mart.) J.B.Gillett); nº 89776 (*Ziziphus joazeiro* Mart.); nº 90154 (*Croton heliotropiifolius* Kunth).

Para a preparação dos extratos brutos foram utilizados 150 g do pó das folhas e submetidos à extração com 1 L de etanol à concentração de 70 % por 3 dias com troca de solvente a cada 24 horas. Os extratos foram concentrados em rotavaporador à pressão reduzida, e armazenado sob refrigeração -80° C por 24 h, em seguida o extrato foi liofilizado, e pesado para o cálculo de seus rendimentos.

As folhas depois de secas e trituradas foram analisadas com relação às principais classes de substâncias presentes, através da metodologia descrita por Costa (1982). Os compostos analisados estão descritos no Quadro 1.

QUADRO 1. Testes utilizados para a identificação das principais classes de metabólitos secundários.

Classe de compostos	Teste
Alcalóides	Dragendorff; Mayer
Flavonóides	Shinoda
Saponinas	Espuma
Taninos	Cloreto férrico
Terpenos e esteróides	Liebermann-buchard

As colônias de *A. aegypti* população Recife foram estabelecidas a partir de ovos obtidos junto a fundação Oswaldo Cruz (Centro de Pesquisa Aggeu Magalhães) nos anos de 2015 e 2016. A manutenção foi realizada no insetário do Laboratório de Doenças Parasitárias dos Animais Domésticos da Universidade Federal Rural de Pernambuco, com temperatura de 28°C e umidade relativa aproximada de 80 %, utilizando-se cubas plásticas contendo dois litros de água declorada para a eclosão das larvas, e ração moída industrializada para gatos.

O ensaio toxicológico seguiu a metodologia preconizada pela Organização Mundial da Saúde – OMS (WHO, 1970; ANDRADE et al., 2007; JANG et al., 2002). Cem larvas de terceiro estágio foram transferidas para recipiente descartável contendo 50 mL de água declorada. Cada teste foi realizado em quadruplicata, com 400 larvas para cada grupo experimental, totalizando 2.400 espécimes. As larvas foram expostas às soluções durante 24 h, monitoradas após 1 h, 2 h, 4 h, 6 h, 12 h, 24 h.

Os grupos experimentais tiveram a seguinte distribuição: tratados com extrato hidroalcoólico de *C. leptophloeos*, *C. heliotropifolius* nas concentrações de 30 mg / mL (G1), 20 mg / mL (G2) e 10 mg / mL (G3), e *Z. joazeiro* nas concentrações de 30 mg / mL (G1), 1 mg / mL (G2) e 0,5 mg / mL (G3), controle positivo com larvicida industrial *Bacillus thuringiensis* sorovar *israelensis* (BTI) nas concentrações de CL₅₀ 0,06 ppm (CP1) e CL₉₀ 0,37 ppm (CP2), controle negativo com água declorada (CN).

Os dados de eficácia dos compostos foram expressos por meio da estatística descritiva (média e desvio padrão). A fim de analisar a significância entre os resultados e quais grupos diferiram entre si, foi utilizado o teste não paramétrico de Kruskal-Wallis com *post-hoc* do referido teste (CONOVER, 1980). Para tais análises, os programas computacionais SPSS versão 23 e MEDCALC versão 14,8.1 foram utilizados, com nível de significância de 5 %.

RESULTADO E DISCUSSÃO

Os extratos hidroalcoólicos liofilizados apresentaram os seguintes rendimentos: 20,86 g (*Commiphora leptophloeos* (Mart.) J.B.Gillett), 17,06 g (*Ziziphus joazeiro* Mart), 19,17 g (*Croton heliotropiifolius* Kunth).

O resultado da análise fitoquímica das folhas das plantas encontram-se no quadro 2, destacando-se a presença de saponinas apenas na espécie *Z. joazeiro*. Estes achados diferem de Clementino (2014) que identificou saponinas nas cascas de *C. leptophloeos*.

A presença de terpenos na espécie *C. heliotropiifolius* é compatível com os dados da literatura, em que espécies de *Croton* são caracterizadas pela predominância de monoterpenos e sesquiterpenos como principais componentes (ANGÉLICO, 2011).

QUADRO 2. Análise fitoquímica das folhas de *Commiphora leptophloeos*, *Ziziphus joazeiro* e *Croton heliotropiifolius* para as principais classes de metabólitos secundários.

	SAPONINAS	TANINOS	TERPENOS	FLAVONÓIDES	ALCALÓIDES
<i>Commiphora leptophloeos</i>	-	+	+	+	+
<i>Ziziphus joazeiro</i>	+	+	+	+	+
<i>Croton heliotropiifolius</i>	-	+	+	+	+

No ensaio com extrato de *C. leptophloeos*, as larvas dos grupos tratados com o composto (G1, G2 e G3) apresentaram taxa de mortalidade de 66,5 %, 51,5 % e 2,75 %, respectivamente, ao final de 24 horas. Os controles positivos (CP1 e CP2) apresentaram taxa de mortalidade de 3,25 % e 69,25 %, respectivamente (Tabela 1). Embora tanto os grupos tratados quanto os controles positivos não tenham atingido a taxa de mortalidade mínima de 95 % frente *A. aegypti* população Recife, pode-se observar que a mortalidade obtida nos grupos G1 e G2 foi semelhante à do CP2, produto comercial convencionalmente usado para o controle de *A. aegypti*.

Em todas as concentrações testadas foi observada nas larvas mortas uma estrutura alongada na parte posterior, e quando observada no microscópio verificou-se que houve rompimento do intestino.

No presente estudo registra-se pela primeira vez a atividade biológica de *C. leptophloeos* sobre larvas de *A. aegypti*, cujos resultados podem nortear futuras pesquisas sobre o potencial uso desta planta no controle desta espécie de mosquito.

TABELA 1. Taxa de mortalidade de *A. aegypti* durante um período de 24 horas, tratado com diferentes concentrações de extrato hidroalcoólico de *Commiphora leptophloeos*.

TIME	CN	CP1	CP2	G1	G2	G3	P
1h	0,25±0,50a	0,75±0,95a	5,5±0,57b	0,75±1,50a	0,5±1,00a	0,5±0,57a	0,035*
2h	0,75±0,50a	1,75±0,95a	47,5±9,47b	1,5±1,73a	1,75±2,06a	1±0,82a	0,044*
4h	0,75±0,50a	2±0,82a	57,75±7,41b	4,75±1,89a	2±2,45a	1±0,82a	0,007*
6h	0,75±0,50a	2±0,82a	61,75±7,37b	7,25±2,22b	2,75±3,77a	1±0,82a	0,005*
12h	1,5±1,00a	2±0,81a	68±4,32b	33,5±18,19b	11±7,62bc	2,25±2,22a	0,001*
24h	1,5±1,00a	3,25±2,06a	69,25±3,59b	66,5±9,47b	51,5±18,63b	2,75±2,06a	0,002*

CN: Controle negativo; CP1: BTI CL₅₀ 0,06 ppm; CP2: BTI CL₉₀ 0,37 ppm; G1: Extrato 30 mg / mL; G2: Extrato 20 mg / mL; G3: Extrato 10 mg / mL; P < 0,05 segundo teste não paramétrico de Kruskal-Wallis com *post-hoc* do referido teste. Letras diferentes na mesma linha representam significância estatística entre os grupos correspondentes.

As larvas dos grupos tratados com o extrato de *Z. joazeiro* (G1, G2 e G3) apresentaram taxa de mortalidade de 92,75 %, 28 % e 6 %, respectivamente, ao final de 24 h. O controle positivo (CP1 e CP2) apresentou taxa de mortalidade de 3,25 % e 12,25 %, respectivamente (Tabela 2). O grupo G1 apresentou-se taxa superior significativa em relação ao grupo CN, CP1 e CP2, porém, tanto o grupo G1 quanto os outros ensaiados não atingiram taxa de mortalidade mínima de 95 %, não sendo eficazes frente a *A. aegypti* população Recife. O G2 mostrou diferença significativa em relação aos grupos CN e CP1.

Resultado diferente foi encontrado por Medeiros (2007) que, avaliou a atividade larvicida dos extratos aquosos das folhas, raízes e cascas de *Z. joazeiro*, obtendo os extratos pelos métodos de maceração, decoção e infusão, e demonstrou ausência de mortalidade das larvas de *A. aegypti*.

Luna (2006) utilizando extrato etanólico do caule de *Z. joazeiro* não encontrou resultados satisfatório quando testado em larvas de *A. aegypti*, obtendo 15 % de mortalidade com a concentração de 500 µg / mL. Entretanto, quando comparado com os resultados obtidos neste estudo com a mesma concentração empregada, verifica-se que a taxa de mortalidade do extrato etanólico do caule foi maior do que o extrato hidroalcoólico das folhas com 6 % de mortalidade.

A atividade inseticida desta espécie pode estar ligada à presença de saponinas, os quais, na literatura observam-se resultados satisfatórios quando avaliada a atividade de saponinas isoladas. Pelah et al. (2002) avaliaram saponinas comerciais isoladas da casca de *Quillaja saponaria*, em uma dosagem de 800 e 1.000 mg / L, obtendo taxa de mortalidade das larvas de *A. aegypti* e *Culex pipiens* de 100 %.

Santiago et al. (2005) isolaram cinco tipos de saponinas triterpênicas das espécies *Pentaclethra macroloba* e *Cordia piauhiensis*, e demonstraram a taxa de mortalidade de 100 % nas concentrações de 500 µg / mL, 250 µg / mL, 100 µg / mL, 50 µg / mL em três tipos de saponinas, e um quarto tipo apresentou 100 % de mortalidade nas concentrações de 500 µg / mL e 250 µg / mL.

TABELA 2. Taxa de mortalidade de *A. aegypti* durante um período de 24 horas, tratado com diferentes concentrações de extrato hidroalcoólico de *Ziziphus joazeiro*.

TIME	CN	CP1	CP2	G1	G2	G3	P
1h	0±0,0a	1,5±0,57	6,25±10,01	0±0,0	2,75±2,75	1,25±1,25	0,063
2h	0±0,0	1,75±0,50	7,75±12,97	0±0,0	3,75±2,99	1,75±2,22	0,058
4h	1±1,15	2±0,0	8,75±14,27	0±0,0	4±2,94	1,75±2,21	0,131
6h	1±1,15	2,25±0,50	10,50±16,54	0±0,0	4±2,94	1,75±2,22	0,123
12h	1,25±1,50ab	3,25±1,50ac	11±17,53ac	0±0,0bd	14±10,80c	2,75±2,75ad	0,027*
24h	1,50±1,29a	3,25±1,50a	12,25±18,06ac	92,75±6,85b	28±13,29bc	6±6,48a	0,009*

CN: Controle negativo; CP1: BTI CL₅₀ 0,06 ppm; CP2: BTI CL₉₀ 0,37 ppm; G1: Extrato 30 mg / mL; G2: Extrato 1 mg / mL; G3: Extrato 0,5 mg / mL; P < 0,05 segundo teste não paramétrico de Kruskal-Wallis com *post-hoc* do referido teste. Letras diferentes na mesma linha representam significância estatística entre os grupos correspondentes.

No ensaio com *C. heliotropiifolius* as taxas de mortalidade apresentada pelos grupos G1, G2 e G3 após 24 horas foram 33,75 %, 7,75 % e 6 %, respectivamente (Tabela 3). O G1 mostrou-se significativamente superior em relação aos grupos CN e CP1 e semelhante ao CP2. Também com diferença significativa, embora a taxa de mortalidade obtida no G2 tenha sido maior que a do CP1, em comparação ao CP2 este valor foi expressivamente reduzido. A menor concentração testada do extrato (G3) demonstrou-se significativamente mais elevada apenas em relação ao CN, sendo semelhante ao CP1.

Espécies desse gênero são conhecidas por conter compostos inseticidas (DORIA et al., 2010; SILVA et al., 2012). Doria et al. (2010) identificaram o β-cariofileno como o principal composto do óleo essencial de *C. heliotropiifolius*, e demonstraram baixa atividade frente às

larvas de *A. aegypti*. Os autores sugerem a existência de um efeito sinérgico de componentes menores nos óleos essenciais. Silva et al. (2012) demonstraram alta taxa de mortalidade em adultos de *Sitophilus zeamais* quando tratado com extrato etanólico das folhas de *C. heliotropiifolius*, e atribuíram esta toxicidade aos compostos químicos presentes nas folhas.

Lima et al. (2006) realizaram ensaios com hidrolatos das folhas de *Croton zehntneri*, *Croton argyrophyloides*, *Croton nepetaefolius* com mortalidade de 100 %, e *Croton sonderianus* com mortalidade de 52 % em larvas de terceiro estágio de *A. aegypti*.

O efeito inseticida de *Croton linearifolius* foi avaliado por Cunha e Silva et al. (2014), os quais demonstraram que extrato etanólico do caule ocasionou 65 % de mortalidade de larvas de terceiro estágio de *A. aegypti*, na concentração de 13,3 mg / mL, após 24 h de exposição. No entanto, as frações de diclorometano e hexano, obtidas a partir do fracionamento do extrato etanólico do caule de *C. linearifolius*, demonstraram-se potencialmente promissoras, com mortalidade de 99,17 % e 69,16 % de mortalidade, respectivamente, na concentração de 13,3 mg / mL.

TABELA 3. Taxa de mortalidade de *A. aegypti* durante um período de 24 horas, tratado com diferentes concentrações de extrato hidroalcoólico de *Croton heliotropiifolius*.

TIME	CN	CP1	CP2	G1	G2	G3	P
1h	0±0,0	0±0,0	0±0,0	0±0,0	0±0,0	0±0,0	1,0000
2h	0±0,0a	0±0,0a	4,25±4,65b	0±0,0a	0,25±0,50ab	0±0,0a	0,022*
4h	0±0,0a	0,25±0,50a	18,75±13,07b	0,25±0,50a	2,75±2,06b	0±0,0a	0,005*
6h	0±0,0a	1,25±1,89ac	34,5±25,95b	0,25±0,50a	3±2,16bc	0,25±0,50a	0,010*
12h	0,5±1,00ac	1,25±1,89ac	41,5±27,60b	0,25±0,50a	4±3,37bc	0,25±0,50a	0,014*
24h	1±1,41ad	1,25±1,89ad	43±27,57b	33,75±3,77b	7,75±4,57c	6±8,12cd	0,003*

CN: Controle negativo; CP1: BTI CL₅₀ 0,06 ppm; CP2: BTI CL₉₀ 0,37 ppm; G1: Extrato 30 mg / mL; G2: Extrato 20 mg / mL; G3: Extrato 10 mg / mL; P < 0,05 segundo teste não paramétrico de Kruskal-Wallis com *post-hoc* do referido teste. Letras diferentes na mesma linha representam significância estatística entre os grupos correspondentes.

Ao analisar os grupos tratados dentre os três ensaios verifica-se que o G1 do ensaio de *Z. joazeiro* foi o mais expressivo em relação à taxa de mortalidade das larvas de terceiro estágio com 92,75 %, seguido do G1 do ensaio de *C. leptophloeos* com 66,5 %. O extrato menos expressivo em relação à taxa de mortalidade das larvas de terceiro estágio foi o G3 de

C. leptophloeos com 2,75 %, seguido dos grupos G3 de *Z. joazeiro* e *C. heliotropiifolius* com 6 % cada.

Na literatura observa-se que as espécies do gênero *Croton* possuem metabólitos com atividade inseticida (LIMA et al., 2006; DORIA et al., 2010; SILVA et al., 2012; CUNHA e SILVA et al., 2014), entretanto, neste estudo foi a espécie que obteve os menores índices de mortalidade de larvas de terceiro estágio de *A. aegypti*, quando comparado as concentrações testadas com as outras espécies investigadas.

CONCLUSÃO

Conclui-se que as espécies investigadas, *C. leptophloeos* (Mart.) J.B.Gillett, *Z. joazeiro* Mart e *C. heliotropiifolius* Kunth, provocam mortalidade das larvas L3 de *A. aegypti* em todas as concentrações testadas, apresentando potencial como alternativa para o controle deste inseto a ser avaliada em futuras pesquisas.

AGRADECIMENTOS

À Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES) pela concessão da bolsa, e ao Centro de Apoio à Pesquisa (CENAPESQ) da Universidade Federal Rural de Pernambuco pelos equipamentos cedidos para execução desta pesquisa.

REFERÊNCIAS

ALBUQUERQUE, U.P. Re-examining hypotheses concerning the use and knowledge of medicinal plants: a study in the Caatinga vegetation of NE Brazil. **Journal of Ethnobiology and Ethnomedicine**, v. 2, n. 30, p. 1-10, 2006.

ALBUQUERQUE, U.P.; MEDEIROS, P.M.; ALMEIDA, A.L.S.; MONTEIRO, J.M.; LINS NETO, E.M.F.; MELO, J.G.; SANTOS, J.P. Medicinal plants os the Caatinga (semi-arid) vegetation os NE Brazil: a quantitative approach. **Journal os Ethnofarmacology**, v. 114, p. 325-354, 2007a.

ALBUQUERQUE, U.P.; MONTEIRO, J.M.; RAMOS, M.A.; AMORIM, E.L.C. Medicinal and magic plants from a public market in northeastern Brazil. **Journal of Ethnofarmacology**, v. 110, p. 76-91, 2007b.

ALMEIDA, C.F.C.B.R.; SILVA, T.C.L.; AMORIM, E.L.C.; MAIA, M.B.S.; ALBUQUERQUE, U.P. Life strategy and chemical composition as predictors of the selection of medicinal plants from the Caatinga (Northeast Brazil). **Journal of Arid Environments**, v. 62, n. 1, p. 127-142, 2005.

ALVES, J.J.A.; NASCIMENTO, S.S. Levantamento fitogeográfico das plantas medicinais nativas do cariri paraibano. **Revista Geográfica Acadêmica**, v. 4, n. 2, p. 73-85, 2010.

ANDRADE, C.F.S.; GUTIERREZ, M.; CABRINI, I.; FREITAS, A.R.R.; GALBINI, M.B.D.; FELIZARDO, M. Uma comparação entre Vectobac AS e Bt-horus para larvas de *Aedes aegypti* (Linhagem Rockefeller). 2007. **Ecologia Aplicada – Instituto de Biologia da UNICAMP**. Disponível em: <http://www.ib.unicamp.br/profs/eco_aplicada/artigos_tecnicos.htm>, Acesso em: 10/ago/2015.

ANGÉLICO, E.C. **Avaliação das atividades antibacterianas e antioxidante de *Croton heliotropifolius* Kuntze e *Croton blanchetianus* Baill.** 2011. 86p. Dissertação (Mestrado em Zootecnia), Universidade Federal de Campina Grande, Patos.

CABRAL, D.L.V. **Potencial antimicrobiano de plantas da caatinga utilizadas na medicina tradicional como antiinflamatórias.** 2014. 77p. Tese (Doutorado em Ciências Farmacêuticas), Universidade Federal de Pernambuco, Recife.

CONOVER, W.J. **Practical Nonparametric Statistics.** Ed. John Wiley & Sons, 2ª ed., New York. TexasTech University, 1980, 495 p.

COSTA, A. F. **Farmacognosia.** Fundação Calouste Gulbenkian, 2ª ed., Lisboa, v.II, 1982.

CUNHA E SILVA, S.L.; 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). **Biotemas**, v. 27, n. 2, p. 79-85, 2014.

DORIA, G.A.A.; SILVA, W.J.; CARVALHO, G.A.; ALVES, P.B.; CAVALCANTI, S.C.H. A study of the larvicidal activity of two *Croton* species from northeastern Brazil against *Aedes aegypti*. **Pharmaceutical Biology**, n. 48, p. 615-620, 2010.

ESPINDOLA, C.B.; GUEDES, R.N.; SOUZA, R.C.P. Avaliação da eficácia do *Bacillus thurigiensis* var. *israelensis* no controle de formas imaturas do *Aedes* (*Stegomyia*) *aegypti* (Linnaeus, 1762) em ambiente de laboratório. **Entomobrasilis**, n. 1, v. 1, p. 10-13, 2008.

ITIS (Integrated Taxonomic Information System). **Catalogue of Life**, disponível em: <<http://www.catalogueoflife.org>> Acesso em: 25/mai/2015.

ITIS (Integrated Taxonomic Information System). **Catalogue of Life**, disponível em: <<http://www.catalogueoflife.org>> Acesso em: 10/jun/2015.

JANG, Y.; KIM, M.; AHN, Y.; LEE, H. Larvicidal activity of brazilian plants against *Aedes aegypti* and *Culex pipiens pallens* (Diptera: Culicidae). **Agricultural Chemistry and Biotechnology**, n. 45, v. 3, p. 131-134, 2002.

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 de Medicina Tropical de São Paulo**, v. 48, n. 4, p. 211-214, 2006.

LIMA-CAMARA, T.N.; URBINATTI, P.R.; CHIARAVALLOTI-NETO, F. Encontro de *Aedes aegypti* em criadouro natural de área urbana, São Paulo, SP, Brasil. **Revista de Saúde Pública**, v. 50, p. 1-4, 2016.

LORENZI, H; MATOS, F.J.A. **Plantas medicinais no Brasil: nativas e exóticas**. São Paulo: Ed. Instituto Plantarum de Estudos da Flora. 2002. 544 p.

LUCENA, R.F.P.; NASCIMENTO, V.T.; ARAÚJO, E.L.; ALBUQUERQUE, U.P. Local uses of native plants in the area of caatinga vegetation (Pernambuco, NE Brazil). **Ethnobotany Research & Applications**, v. 6, p. 003-013, 2008.

LUNA, J.S. **Estudo de plantas bioativas**. 2006. 233p. Tese (Doutorado em Química), Universidade Federal de Pernambuco, Recife.

MACEDO, M.S.; RIBEIRO, D.A.; SOUZA, M.M.A. Uso de plantas medicinais cultivadas em uma área de caatinga em Assaré – Ceará. **Caderno de Cultura e Ciência**, v. 12, n. 1, p. 36-57, 2013.

MEDEIROS, V.F. **Potencial larvicida de extratos de plantas regionais no controle de larvas de *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae)**. 2007. 76p. Dissertação (Mestrado em Ciências Biológicas), Universidade Federal do Rio Grande do Norte, Natal.

NASCIMENTO, V.T.; MOURA, N.P.; VASCONCELOS, M.A.S.; MACIEL, M.I.S.; ALBUQUERQUE, U.P. Chemical characterization of native wild plants of dry seasonal forests of the semi-arid region of northeastern Brazil. **Food Research International**, v. 44, p. 2112-2119, 2011.

NEVES, I.A.; CAMARA, C.A.G. Volatile constituents of the *Croton* species from caatinga biome of Pernambuco – Brasil. **Records of Natural Products**, v. 6, n. 2, p. 161-165, 2012.

NUNES, A.T.; LUCENA, R.F.P.; SANTOS, M.V.F.; ALBUQUERQUE, U.P. Local knowledge about fodder plants in the semi-arid region of Northeastern Brazil. **Journal of Ethnobiology and Ethnomedicine**, v. 11, n. 12, p. 1-12, 2015.

OLIVEIRA, G.L.; CARDOSO, S.K.; JÚNIOR, C.R.L.; VIEIRA, T.M.; GUIMARÃES, E.F.; FIGUEIREDO, L.S.; MARTINS, E.R.; MOREIRA, D.L.; KAPLAN, M.A.C. Chemical study and larvicidal activity against *Aedes aegypti* of essential oil of *Piper aduncum* L. (Piperaceae). **Anais da Academia Brasileira de Ciências**, v. 85, n. 4, p. 1227-1234, 2013.

PELAH, D.; ABRAMOVICH, Z.; WIESMAN, M.K. The use of commercial saponin from *Quillaja saponaria* bark as a natural larvicidal agent against *Aedes aegypti* and *Culex pipiens*. **Journal of Ethnopharmacology**, v. 81, n. 3, p. 407-409, 2002.

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, M.A.; ALBUQUERQUE, U.P. The domestic use of firewood in rural communities of the caatinga: How seasonality interferes with patterns of firewood collection. **Biomass and Bioenergy**, v. 39, p. 147-158, 2012.

RODRIGUES, A.P.; ANDRADE, L.H.C. Levantamento etnobotânico das plantas medicinais utilizadas pela comunidade de Inhamã, Pernambuco, Nordeste do Brasil. **Revista Brasileira de Plantas Mediciniais**, v. 16, n. 3, p. 721-730, 2014.

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, n. 1, p. 31-42, 2010.

SALATINO, A.; SALATINO, M.L.F.; NEGRI, G. Traditional uses, chemistry and pharmacology of *Croton* species (Euphorbiaceae). **Journal of the Brazilian Chemical Society**, v. 18, n. 1, p. 11-33, 2007.

SANTIAGO, G.M.P.; VIANA, F.A.; PESSOA, O.D.L.; SANTOS, R.P.; POULIQUEN, Y.B.M.; ARRIAGA, A.M.C.; ANDRADE-NETO, M.; BRAZ-FILHO, R. Avaliação da atividade larvicida de saponinas triterpênicas isoladas de *Pentaclethra macroloba* (Willd.) Kuntze (Fabaceae) e *Cordia piauhienses* Fresen (Boraginaceae) sobre *Aedes aegypti*. **Revista Brasileira de Farmacognosia**, v. 15, n. 3, p. 187-190, 2005.

SARAIVA, M.E.; ULISSES, A.V.R.A.; RIBEIRO, D.A.; OLIVEIRA, L.G.S.; MACÊDO, D.G.; SOUSA, F.F.S.; MENEZES, I.R.A.; SAMPAIO, E.V.B.; SOUZA, M.M.A. Plant species as a therapeutic resource in areas of the savanna in the state of Pernambuco, Northeast Brazil. **Journal of Ethnofarmacology**, v. 171, p. 141-153, 2015.

SILVA, J.S.; SALES, M.F.; GOMES, A.P.S.; CARNEIRO-TORRES, D.S. Sinopse das espécies de *Croton* L. (Euphorbiaceae) no estado de Pernambuco, Brasil. **Acta Botanica Brasilica**, v. 42, n. 2, p. 441-453, 2010.

SILVA, L.B.; TORRES, E.B.; SILVA, K.F.; SOUZA, J.S.N.; LOPES, M.S.; ANDRADE, L.H.; XAVIER, Z.F. Toxicity of ethanolic extract of *Croton heliotropiifolius* in weevil populations of stored maize grains. **Journal of Entomology**, v. 9, n. 6, p. 413-421, 2012.

SILVA, T.C.L. **Avaliação comparativa de cascas e folhas de *Ziziphus joazeiro* Mart (Rhamnaceae) em relação aos perfis fitoquímico e toxicológico e as atividades antioxidantes e antimicrobiana**. 2009. 73p. Dissertação (Mestrado em Ciências Farmacêuticas), Universidade Federal de Pernambuco, Recife.

SOUSA, F.C. **Obtenção de extratos líquidos de juazeiro e mororó para fins industriais**. 2013. 117p. Dissertação (Mestrado em Engenharia Agrícola), Universidade Federal de Campina Grande, Campina Grande.

TRENTIN, D.S.; GIORDANI, R.B.; ZIMMER, K.R.; SILVA, A.G.; SILVA, M.V.; CORREIA, M.T.S.; BAUMVOL, I.J.R.; MACEDO, A.J. Potential of medicinal plants from

the Brazilian semi-arid region (Caatinga) against *Staphylococcus epidermidis* planktonic and biofilm lifestyles. **Journal of Ethnopharmacology**, v. 137, p. 327-335, 2011.

WORLD HEALTH ORGANIZATION. **Instructions for determining the susceptibility or resistance of mosquito larvae to insecticides**. Geneva; 1970. (Technical Report Series, 443).

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

4.3 ARTIGO 3

Atividade larvívica do extrato etanólico da casca do caule do barbatimão (*Abarema cochliacarpus* (Gomes) Barneby & J. W. Grimes) sobre larvas de *Aedes* (*Stegomyia*) *aegypti* (Linnaeus, 1762) (Diptera: Culicidae)

**ATIVIDADE LARVICIDA DO EXTRATO ETANÓLICO DA CASCA DO CAULE DO
BARBATIMÃO (*Abarema cochliacarpus* (GOMES) BARNEBY & J. W. GRIMES)
SOBRE LARVAS DE *Aedes* (*Stegomyia*) *aegypti***

RESUMO

Em busca de alternativas para o controle do *Aedes aegypti*, a investigação de compostos vegetais vem se destacando, por se tratar de produto de rápida degradação e apresentar menor toxicidade aos vertebrados. Assim, avaliou-se o efeito do extrato etanólico da casca do caule de *Abarema cochliacarpus* sobre larvas de *A.egypti*. O ensaio larvicida foi realizado em com 100 larvas de terceiro estágio para cada grupo experimental. Utilizaram-se três controles positivos: larvicida biológico (*Bacillus thuringiensis israelensis* – BTI) nas concentrações de 0,06 ppm (CP1) e 0,37 ppm (CP2) e o larvicida industrial Pyriproxyfen na concentração de 0,002 g / L (CP3). Para controle negativo (CN) utilizou-se água destilada. No grupo tratado (GT) utilizou-se extrato etanólico da casca do caule de *A. cochliacarpus* na concentração de 10 mg/mL. As larvas foram monitoradas com 1 h, 2 h, 4 h, 6 h, 12 h, 24 h após a exposição às soluções em teste. Foi utilizado o teste não-paramétrico Kruskal-Wallis para analisar a significância entre os resultados ($P < 0,05$). O GT apresentou taxa de mortalidade de 34,75 % após 24 h, com diferença significativa do extrato em relação aos grupos CP1 e CP3 que apresentaram taxa de mortalidade de 3,25 % e 3,75 % respectivamente. Conclui-se que o extrato etanólico da casca do caule de *A. cochliacarpus* apresenta atividade larvicida sobre larvas de *A. aegypti*, demonstrando potencialidade de uso para o controle de larvas de terceiro estágio.

Palavras-chave: Mosquitos, saúde pública, babatenon, fitoterapia.

**LARVICIDAL ACTIVITY OF THE ETHANOLIC EXTRACT OF THE STEM BARK
OF BARBATIMÃO (*Abarema cochliacarpus* (GOMES) BARNEBY & J. W. GRIMES)
ON LARVAE OF *Aedes* (*Stegomyia*) *aegypti***

ABSTRACT

In search of alternatives for the control of *Aedes aegypti*, the research of vegetal compounds has been highlighting, due to the rapid degradation and lower toxicity to vertebrates. Thus, the effect of the ethanolic extract of the *Abarema cochliacarpus* stem bark on *A. aegypti* larvae was evaluated. The assay was performed with 100 third instar larvae for each experimental group. Three positive controls were used: biological larvicide (*Bacillus thuringiensis israelensis* - BTI) at concentrations of 0.06 ppm (CP1) and 0.37 ppm (CP2) and the industrial larvicide Pyriproxyfen at a concentration of 0.002 g / L (CP3). For negative control (CN) distilled water was used. In the treated group (GT), an extract of the bark of the *A. cochliacarpus* stem was used at a concentration of 10 mg / mL. The larvae were monitored at 1 h, 2 h, 4 h, 6 h, 12 h, 24 h after exposure to test solutions. The Kruskal-Wallis non-parametric test was used to analyze the significance of the results ($P < 0,05$). The GT presented a mortality rate of 34.75 % after 24 hours, with significant difference of the extract in relation to the CP1 and CP3 groups that had a mortality rate of 3.25 % and 3.75 % respectively. It is concluded that the ethanolic extract of *A. cochliacarpus* stem bark shows larvicidal activity on *A. aegypti* larvae, demonstrating the potentiality of use for the control of third instar larvae.

Key words: Mosquitoes, public health, babatenon, phytotherapy.

INTRODUÇÃO

A. aegypti é uma espécie de mosquito originária da África subsahariana, onde se domesticou e se adaptou ao ambiente criado pelo homem, tornando-se antropofílico, sendo suas larvas encontradas em depósitos artificiais. Estas características de adaptação permitiram que se tornassem abundantes nas cidades e fossem facilmente levados para outras áreas, pelos meios de transporte, o que aumentou sua competência vetorial, ou seja, a sua habilidade em tornar-se infectado por um vírus, replicá-lo e transmiti-lo (DYE, 1992; TEIXEIRA et al., 1999).

Nas Américas, o único transmissor do dengue com importância epidemiológica, *A. aegypti*, além de ser considerado o principal vetor dos quatro sorotipos do vírus do dengue circulantes no Brasil (TEIXEIRA et al., 1999; FURTADO et al., 2005; OLIVEIRA et al., 2013), demonstra elevada competência vetorial para transmitir os arbovírus chikungunya e Zika, recém-emergidos no País (LIMA-CAMARA et al., 2016).

Especialmente nos países em desenvolvimento, o controle de *A. aegypti* tem constituído um importante desafio (ZARA et al., 2016). Diante dos prejuízos causados pelo dengue no Brasil, a descoberta de novos métodos de combate ao vetor é questão de suma importância (SILVA, 2006).

O desenvolvimento de resistência do mosquito aos inseticidas químicos convencionalmente usados despertou crescente interesse na busca de extratos vegetais e substâncias naturais potencialmente eficazes no controle de formas adultas e/ou de larvas de *A. aegypti* e viáveis para a segurança ambiental (JANG et al., 2002; SILVA, 2006; ESPINDOLA et al., 2008).

De porte arbóreo, atingindo cerca de 8 m de altura, pertencente à família Leguminosae - Mimosiodae, *Abarema cochliacarpus* é nativa do Brasil. Ocorrendo principalmente no litoral da Mata Atlântica, distribuída pelos estados da Bahia, Espírito Santo e Paraíba, presente na caatinga, no cerrado em campos rupestres, chega, às vezes, à altitudes de até 1.100 metros. A espécie é classificada como vulnerável à extinção (IUCN, 2011).

Conhecida popularmente como barbatimão, babatenom, barba-de-timão, entre outras, *A. cochliacarpus*, além de ser utilizada na recuperação de áreas degradadas, apresenta grande valor medicinal (ARDISSON, 2002; SANTOS et al., 2007; NICIOLI et al., 2008; SILVA et al., 2009; COELHO et al., 2010).

Neste estudo objetivou-se avaliar a atividade larvicida do extrato etanólico da casca do caule de *Abarema cochliacarpus* (Gomes) Barneby & J.W. Grimes sobre larvas de terceiro estágio de *A. aegypti*.

MATERIAL E MÉTODOS

A espécie botânica foi identificada pelo Instituto Agrônomo de Pernambuco – IPA, e a exsicata encontra-se sob o registro: nº 87031.

O material foi coletado na Ilha de Itamaracá – PE, pela manhã, acondicionadas em sacos plásticos sob temperatura ambiente, e levados ao Laboratório de Bioterápicos do Departamento de Medicina Veterinária (DMV) da Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE). As cascas foram espalhadas em uma superfície lisa recoberta com papel madeira à temperatura ambiente por 24 h, em seguida levada à estufa para a desidratação artificial sob temperatura controlada de 50° C / 48 h. O material foi triturado em liquidificador industrial, e armazenado em sacos plásticos e levados para o Laboratório de Química de Produtos Naturais da Universidade Federal de Pernambuco (UFPE) para o preparo dos extratos e análise fitoquímica da planta. Em seguida, foi realizada a exposição dos extratos às larvas de terceiro estágio de *A. aegypti* no laboratório de Doenças Parasitárias dos Animais Domésticos, pertencente ao Departamento de Medicina Veterinária da Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE).

Cerca de 500 g do pó da casca seca foi submetida à extração a temperatura ambiente, com 2 litros de ciclohexano por 3 dias com troca de solvente a cada 24 horas, e em seguida o mesmo procedimento foi realizado com acetona e finalmente com etanol. Os extratos foram concentrados em rotavapor, acoplado a uma bomba a vácuo, secos e armazenados em dessecador, pesados e calculado seu rendimento.

As colônias de *A. aegypti* população Recife foram estabelecidas a partir de ovos obtidos junto à fundação Oswaldo Cruz (Centro de Pesquisa Aggeu Magalhães) nos anos de 2015 e 2016. A manutenção foi realizada no insetário do Laboratório de Doenças Parasitárias dos Animais Domésticos da Universidade Federal Rural de Pernambuco, com temperatura de 28° C e umidade relativa aproximada de 80 %, utilizando-se cubas plásticas contendo dois litros de água declorada para a eclosão das larvas, e ração moída industrializada para gatos.

O ensaio toxicológico seguiu a metodologia preconizada pela Organização Mundial da Saúde – OMS (WHO, 1970; JANG et al., 2002; ANDRADE et al., 2007). Cem larvas de terceiro estágio foram transferidas para recipiente descartável contendo 50 mL de água

decolorada. Cada teste foi realizado em quadruplicata, com 400 larvas para cada grupo experimental, totalizando 2.000 espécimes. As larvas foram expostas à solução durante 24 h, monitorada após 1 h, 2 h, 4 h, 6 h, 12 h, 24 h.

Os grupos experimentais tiveram a seguinte distribuição: tratados com extrato etanólico de *A. cochliacarpus* na concentração de 10 mg / mL (GT), controle positivo com larvicida biológico *Bacillus thuringiensis* sorovar *israelensis* (BTI) nas concentrações de CL₅₀ 0,06 ppm (CP1) e CL₉₀ 0,37 ppm (CP2), e o larvicida industrial Pyriproxyfen na concentração de 0,002 g / L (CP3), controle negativo com água decolorada (CN).

Os procedimentos metodológicos foram aprovados pela Comissão de Ética no Uso de Animais (CEUA-UFRPE) sob a licença nº 037/2014.

Os dados de eficácia do composto foram expressos por meio da estatística descritiva (média e desvio padrão). Foi utilizado o teste não paramétrico de Kruskal-Wallis com *post-hoc* do referido teste (CONOVER, 1980), a fim de analisar a significância entre os resultados e quais grupos diferiram entre si. Os programas computacionais SPSS versão 23 e MEDCALC versão 14,8.1 foram utilizados para tais análises com nível de significância de 5%.

RESULTADO E DISCUSSÃO

O GT apresentou taxa de mortalidade de 34,75 % após 24 h, significativamente superior às obtidas no controle negativo, e nos controles positivos CP1 e CP3 (Tabela 1).

Coelho et al. (2009) mostraram a atividade larvicida dos extratos hexano e diclorometano das folhas de *Enterolobium ellipticum*, com taxa de mortalidade de 3,3 % e 30 % respectivamente, e *Stryphnodendron adstringens* que não apresentou mortalidade nas larvas de *A. aegypti*. No entanto, o extrato diclorometano de *Kielmeyera coriacea* apresentou 93,3 % de mortalidade das larvas.

Carvalho (2011) apresentou a CL₅₀ e CL₉₀ do extrato bruto etanólico de *Persea americana* para larvas de terceiro estágio de *A. aegypti*, com 6,6 ppm e 15,4 ppm respectivamente. A atividade do extrato etanólico do caule de *Croton linearifolius* foi demonstrado por Cunha e Silva et al. (2014), apresentando taxa de mortalidade de 65 % em uma concentração de 13,3 mg / mL.

Tabela 1: Taxa de mortalidade (média \pm desvio padrão) de larvas de *A. aegypti* durante o período de 24h tratado com diferentes concentrações de extrato de *Abarema cochliacarpus*

TIME	CN	CP1	CP2	CP3	GT	P
1h	0 \pm 0,00	1,5 \pm 0,57	6,25 \pm 10,01	1,25 \pm 0,95	1,75 \pm 0,95	0,144
2h	0 \pm 0,00a	1,75 \pm 0,50b	7,75 \pm 12,97b	2,5 \pm 1,91b	7 \pm 4,76b	0,032*
4h	1 \pm 1,15a	2 \pm 0,00a	8,75 \pm 14,26b	3 \pm 1,63ab	9 \pm 3,56b	0,048*
6h	1 \pm 1,15a	2,25 \pm 0,50a	10,5 \pm 16,54b	3 \pm 1,63ab	13 \pm 6,22b	0,049*
12h	1,25 \pm 1,50a	3,25 \pm 1,50ab	11 \pm 17,53ab	3,75 \pm 2,50ab	21,5 \pm 7,89b	0,059
24h	1,5 \pm 1,29a	3,25 \pm 1,50a	12,25 \pm 18,06ab	3,75 \pm 2,50a	34,75 \pm 10,96b	0,042*

CN: Controle negativo; CP1: BTI CL₅₀ 0,06 ppm; CP2: BTI CL₉₀ 0,37 ppm; CP3: Pyriproxyfen na concentração de 0,002 g / L; GT: Extrato 10 mg / mL; P < 0,05 segundo teste não paramétrico de Kruskal-Wallis com *post-hoc* do referido teste. Letras diferentes na mesma linha representam significância estatística entre os grupos correspondentes.

Estudos mostram a atividade inibitória *in vitro* do extrato etanólico da casca do caule de *A. cochliacarpus* contra as bactérias Gram-positivas *Staphylococcus intermedius* e *Bacillus* sp. nas concentrações de 100, 50, 25, 12,5, 6,25 mg / mL (TENÓRIO et al., 2016).

Entretanto, a atividade de extratos de *A. cochliacarpus* contra outros organismos patogênicos não tem sido praticamente explorada. Omena et al. (2007) avaliaram a atividade larvicida contra *A. aegypti* de extratos etanólicos obtidos de 51 plantas medicinais brasileiras, dentre as quais *A. cochliacarpus* cujo resultado não demonstrou valores de LC₅₀ < 200 μ g . mL⁻¹, sendo então considerado inadequado segundo os critérios definidos para a pesquisa (OMENA et al ., 2007).

No presente estudo, porém, o percentual de mortalidade superior aos dos inseticidas correntemente utilizados, constituiu-se em subsídio para que novos ensaios possam ser realizados com o intuito de elucidar melhor a ação dessa espécie de planta sobre larvas de *A. aegypti*.

CONCLUSÃO

Conclui-se que o extrato etanólico da casca do caule de *Abarema cochliacarpus* apresenta atividade larvicida sobre larvas de *Aedes aegypti*, demonstrando potencialidade de uso para o controle de larvas de terceiro estágio.

AGRADECIMENTOS

À Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES) pela concessão da bolsa, e ao Centro de Apoio à Pesquisa (CENAPESQ) da Universidade Federal Rural de Pernambuco pelos equipamentos cedidos para execução desta pesquisa.

REFERÊNCIAS

ANDRADE, C.F.S.; GUTIERREZ, M.; CABRINI, I.; FREITAS, A.R.R.; GALBINI, M.B.D.; FELIZARDO, M. Uma comparação entre Vectobac AS e Bt-horus para larvas de *Aedes aegypti* (Linhagem Rockefeller). 2007. **Ecologia Aplicada – Instituto de Biologia da UNICAMP**. Disponível em:

<http://www.ib.unicamp.br/profs/eco_aplicada/artigos_tecnicos.htm>, Acesso em: 10/ago/2015.

ARDISSON, L.; GODOY, J.S.; FERREIRA, L.A.M.; STEHMANN, J.R.; BRANDÃO, M.G.L. Preparação e caracterização de extratos glicólicos enriquecidos em taninos a partir das cascas de *Stryphnodendron adstringens* (Mart.) Coville (Barbatimão). **Revista Brasileira de Farmacognosia**, v. 12, n. 1, p. 27-34, 2002.

CARVALHO, G.H.F. **Atividade inseticida do extrato bruto etanólico de *Persea americana* (Lauraceae) sobre larvas e pupas de *Aedes aegypti* (Diptera, Culicidae)**. 2011. 54p. Dissertação (Mestrado em Medicina Tropical e Saúde Pública), Universidade Federal de Goiás, Goiânia.

COELHO, A.A.M.; PAULA, J.E.; ESPÍNDOLA, L.S. Atividade larvicida de extratos vegetais sobre *Aedes aegypti* (L.) (Diptera: Culicidae), em condições de laboratório. **Bioassay**, v. 4, n. 3, 2009.

COELHO, J.M.; ANTONIOLLI, A.B.; SILVA, D.N.; CARVALHO, T.M.M.B.; PONTES, E.R.J.C.; ODASHIRO, A.N. O efeito da sulfadiazina de prata, extrato de ipê-roxo e extrato de barbatimão na cicatrização de feridas cutâneas em ratos. **Revista do Colégio Brasileiro de Cirurgia**, v. 37, n. 1, p. 045-051, 2010.

CONOVER, W.J. **Practical Nonparametric Statistics**. Ed. John Wiley & Sons, 2ª ed., New York. TexasTech University, 1980, 495 p.

COSTA, A.F.; **Farmacognosia**, Fundação Calouste Gulbenkian, 2^a ed., Lisboa, 1982, v.II.

CUNHA E SILVA, S.L.; 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). **Biotemas**, v. 27, n. 2, p. 79-85, 2014.

DYE, C. The analysis of parasite transmission by bloodsucking insects. **Annual Review of Entomology**, v. 37, p 1-19, 1992

ESPINDOLA, C.B.; GUEDES, R.N.; SOUZA, R.C.P. Avaliação da eficácia do *Bacillus thurigiensis* var. *israelensis* no controle de formas imaturas do *Aedes (Stegomyia) aegypti* (Linnaeus, 1762) em ambiente de laboratório. **Entomobrasilis**, n. 1, v. 1, p. 10-13, 2008.

FURTADO, R.F.; LIMA, M.G.A.; NETO, M.A.; BEZERRA, J.N.S.; SILVA, M.G.V. Atividade Larvicida de Óleos Essenciais Contra *Aedes aegypti* L. (Diptera: Culicidae). **Neotropical Entomology**, v. 34, n. 5, p. 843-847, 2005.

IUCN – UNIÃO INTERNACIONAL DE CONSERVAÇÃO DA NATUREZA E RECURSOS NATURAIS. **Red List of Threatened Species**, 2011. Disponível em: <<http://www.redlist.org>> Acesso em: 08 fev 2012.

JANG, Y.; KIM, M.; AHN, Y.; LEE, H. Larvicidal activity of brazilian plants against *Aedes aegypti* and *Culex pipiens pallens* (Diptera: Culicidae). **Agricultural Chemistry and Biotechnology**, n. 45, v. 3, p. 131-134, 2002.

LIMA-CAMARA, T.N.; URBINATTI, P.R.; CHIARAVALLOTI-NETO, F. Encontro de *Aedes aegypti* em criadouro natural de área urbana, São Paulo, SP, Brasil. **Revista de Saúde Pública**, v. 50, p. 1-4, 2016.

NICOLI, P.M.; PAIVA, R.; NOGUEIRA, R.C.; SANTANA, J.R.F.; SILVA, L.C.; SILVA, D.P.C.; PORTO, J.M.P. Ajuste do processo de micropropagação de barbatimão. **Ciência Rural**, v. 38, n. 3, 2008.

OLIVEIRA, G.L.; CARDOSO, S.K.; JÚNIOR, C.R.L.; VIEIRA, T.M.; GUIMARÃES, E.F.; FIGUEIREDO, L.S.; MARTINS, E.R.; MOREIRA, D.L.; KAPLAN, M.A.C. Chemical study

and larvicidal activity against *Aedes aegypti* of essential oil of *Piper aduncum* L. (Piperaceae). **Anais da Academia Brasileira de Ciências**, v. 85, n. 4, p. 1227-1234, 2013.

OMENA, M.C.; NAVARRO, D.M.A.F.; PAULA, J.E.; LUNA, J.S.; FERREIRA DE LIMA, M.R.; SANT'ANA, A.E.G. Larvicidal activities against *Aedes aegypti* of some Brazilian medicinal plants. **Bioresource Technology**, v. 98, p. 2549-2556, 2007.

SANTOS, S. C.; FERREIRA, F.S.; ROSSI-ALVA, J.C.; FERNANDEZ, L.G. Atividade antimicrobiana *in vitro* do extrato de *Abarema cochliocarpos* (Gomes) Barneby & Grimes. **Revista Brasileira de Farmacognosia**, v. 17, n. 2, p. 215-219, 2007.

SILVA, N.C.B.; ESQUIBEL, M.A.; ALVES, I.M.; VELOZO, E.S.; ALMEIDA, M.Z.; SANTOS, J.E.S.; CAMPOS-BUZZI, F.; MEIRA, A.V.; CECHINEL-FILHO, V. Antinociceptive effects of *Abarema cochliocarpos* (B.A. Gomes) Barneby & J.W. Grimes (Mimosaceae). **Revista Brasileira de Farmacognosia**, v. 19, n. 1A, p. 46-50, 2009.

SILVA, W.J. **Atividade larvicida do óleo essencial de plantas existentes no Estado de Sergipe contra *Aedes aegypti* Linn.** 2006. 69p. Dissertação (Mestrado em Desenvolvimento e Meio Ambiente), Universidade Federal de Sergipe, São Cristóvão.

TEIXEIRA, M.G.; BARRETO, M.L.; GUERRA, Z. Epidemiologia e Medidas de Prevenção do Dengue. Informe Epidemiológico do SUS, v. 8, n. 4. p. 5-33, 1999.

TENÓRIO, R.F.L.; NASCIMENTO, M.S.; LIMA FILHO, J.V.M.; MAIA, M.B.S.; COELHO, M.C.O.C. Atividade antibacteriana *in vitro* do extrato de *Abarema cochliocarpos* (GOMES) Barneby & J.W. Grimes contra bactérias isoladas de feridas cutâneas de cães. **Revista Ciência Animal Brasileira**, v. 17, n. 2, p. 252-259, 2016.

WORLD HEALTH ORGANIZATION. **Instructions for determining the susceptibility or resistance of mosquito larvae to insecticides.** Geneva; 1970. (Technical Report Series, 443).

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

4.4 ARTIGO 4

Ação anti-helmíntica *in vitro* do extrato etanólico da casca do caule do barbatimão (*Abarema cochliacarpus* (Gomes) Barneby & J. W. Grimes) sobre larvas de nematoides gastrintestinais de caprinos e ovinos

Artigo formatado segundo as normas da
Revista Brasileira de Plantas Mediciniais

Ação anti-helmíntica *in vitro* do extrato etanólico da casca do caule do barbatimão (*Abarema cochliacarpus* (Gomes) Barneby & J. W. Grimes) sobre larvas de nematoides gastrintestinais de caprinos e ovinos

RESUMO

A caprinovinocultura é uma atividade em crescimento em várias regiões do Brasil, e tem como um dos principais entraves ao crescimento as parasitoses por nematoides gastrintestinais. Como alternativa para o controle tem-se utilizado plantas medicinais, que poderá reduzir o uso de anti-helmínticos. Portanto, objetivou-se avaliar a ação anti-helmíntica *in vitro* do extrato etanólico da casca do caule de *Abarema cochliacarpus* (Gomes) Barneby & J.W. Grimes em nematóides gastrintestinais das espécies caprina e ovina. Coletaram-se amostras fecais diretamente da ampola retal de caprinos e ovinos, e realizou-se a contagem de ovos por grama de fezes. Formou-se um homogeneizado das amostras selecionadas para o cultivo de larvas, e cada cultivo foi submetido a três concentrações do extrato etanólico de *Abarema cochliacarpus* (10%, 25% e 50%), com duas repetições por tratamento, formando-se, ainda, três grupos controles, sendo um negativo com água destilada, e dois controles positivos, um tratado com Ivermectina 1% e o outro com Albendazole 5%, com duas repetições para cada grupo controle. A atividade do extrato etanólico foi determinada pelo cálculo dos percentuais de redução de larvas por grama de fezes. Identificaram-se larvas do gênero *Haemonchus*, *Trichostrongylus* e *Oesophagostomum*. Na espécie caprina observou-se redução altamente efetiva do número de larvas para as concentrações 25% e 50% contra os gêneros *Haemonchus*, *Trichostrongylus* e *Oesophagostomum*. A concentração 10% mostrou-se altamente efetiva apenas para o gênero *Oesophagostomum*. Para a espécie ovina, todas as concentrações foram altamente efetivas contra os gêneros *Trichostrongylus* e *Oesophagostomum*. Para o gênero *Haemonchus* apenas a concentração 50% foi altamente efetiva. Conclui-se que o extrato etanólico de *Abarema cochliacarpus* (Gomes) Barneby & J.W. Grimes apresenta atividade biológica *in vitro* contra nematoides gastrintestinais de pequenos ruminantes.

Palavras-chave: Babatimão, Fitoterapia, *Haemonchus*, Ruminantes

ABSTRACT:

“In vitro” anthelmintic activity of the ethanol extract from the bark of stem of barbatimão (*Abarema cochliocarpos* (Gomes) Barneby & J. W. Grimes) on larvae of gastrointestinal nematodes of sheep and goats. The sheep and goat breeding is a growing activity in various regions of Brazil, and the infection of gastrointestinal nematodes is one of the main barriers to growth. As an alternative to the control has been used medicinal plants, which can reduce the use of anthelmintics. It aimed to evaluate the *in vitro* anthelmintic action of the ethanol extract of the bark of the stem of *Abarema cochliocarpos* (Gomes) Barneby & JW Grimes in gastrointestinal nematodes of goats and sheep. Fecal samples were collected directly from the rectum of sheep and goats, and held the egg counts per gram of faeces. A pool of the sample selected was homogenized for larval culture, and each culture was subjected to three concentrations of ethanolic extract of *Abarema cochliocarpos* (10%, 25% and 50%), with two replicates per treatment, forming also three control groups, one negative with distilled water, and two positive controls, one treated with Ivermectin 1% and the other with Albendazole 5%, with two replications for each control group. The activity of ethanol extract was determined by calculating the percentage reduction in larvae per gram of faeces. It was identified larvae of the genus *Haemonchus*, *Trichostrongylus* and *Oesophagostomum*. The larvae reduction percentage of goats feces is observed highly effective reduction in concentrations 25% and 50% against *Haemonchus*, *Trichostrongylus* and *Oesophagostomum*. Concentration 10% proved to be highly effective only for genus *Oesophagostomum*. For sheep, all concentrations were highly against *Trichostrongylus* and *Oesophagostomum*. For *Haemonchus* only 50% concentration was highly effective. It is concluded that the ethanol extract of *Abarema cochliocarpos* (Gomes) Barneby & JW Grimes has biological activity *in vitro* against gastrointestinal nematodes of small ruminants.

Key words: Babatimão, Phytotherapy, *Haemonchus*, Ruminants

INTRODUÇÃO

Um dos principais entraves ao crescimento da caprinovinocultura são as parasitoses por nematóides gastrintestinais, que causam diminuição na produção de carne e leite, e elevada mortalidade (Melo et al., 1998; Falbo et al., 2008; Vieira, 2008; Costa et al., 2011). Desta forma, vários princípios ativos anti-helmínticos vêm sendo utilizados no tratamento de verminoses, principalmente os grupos: benzimidazóis; avermectinas; imidazotiazoles, salicilanilideos e organofosforados (Borges, 2003; Amarante & Sales, 2007). Porém a utilização destes produtos possui diversos inconvenientes como o elevado custo de tratamento, possibilidade de resistência do parasito aos princípios ativos e acúmulo de resíduos químicos nos animais tratados (Fujimoto et al., 2012).

A utilização intensiva e indevida dos compostos químicos anti-helmínticos na caprinovinocultura tem sido a causa da diminuição da eficácia desses produtos provocada pela resistência anti-helmíntica dos nematóides gastrintestinais (Borges, 2003; Melo et al., 2003; Rodrigues et al., 2007; Falbo et al., 2008; Peneluc et al., 2009). Este fenômeno ocorre em todas as classes de drogas utilizadas no controle de nematóides, resultando em graves consequências econômicas no mundo todo (Melo et al., 1998; Costa et al., 2011).

Em resposta ao aumento da resistência aos anti-helmínticos, várias alternativas para controle de nematóides gastrintestinais têm sido desenvolvidas (Araújo et al., 2007), dentre as quais inclui-se a fitoterapia, alternativa que poderá reduzir o uso de anti-helmínticos, permitindo prolongar a vida útil dos produtos químicos disponíveis (Vieira, 2008), possui baixo custo e não é poluente (Andrade et al., 2014).

Dentre as várias espécies com potencial anti-helmíntico destaca-se a *Abarema cochliacarpus* que é uma planta nativa do Brasil, pertencente à família Leguminosae-Mimosoidae, de porte arbóreo, podendo ser encontrada no litoral da Mata Atlântica, caatinga, cerrado, e às vezes em altitudes de até 1.100 metros (IUCN, 2011). É popularmente conhecida como barbatimão, babatenom, barba-de-timão, entre outras, apresentando grande valor medicinal, o qual está diretamente ligado ao grupo químico dos taninos, e o decocto das cascas desta planta é amplamente empregado na maioria das regiões do Brasil no tratamento de

leucorréia, hemorragias, diarreia, hemorróidas, limpeza de ferimentos e conjuntivite, tanto nos humanos quanto nos animais (Santos et al., 2007; Fonseca & Librandi, 2008; Coelho et al., 2010).

Diante do exposto, objetivou-se avaliar a ação anti-helmíntica *in vitro* do extrato etanólico da casca do caule de *Abarema cochliacarpus* (Gomes) Barneby & J.W. Grimes em nematóides gastrintestinais das espécies caprina e ovina.

MATERIAL E MÉTODOS

A metodologia utilizada baseou-se nas normas éticas de pesquisa científica com uso de animais sob protocolo aprovado pela Comissão de Ética no Uso de Animais (CEUA-UFRPE) sob a licença nº 024/2013.

O material botânico foi coletado na Ilha de Itamaracá – PE, no horário da manhã, acondicionado em sacos plásticos sob temperatura ambiente, e levado ao Laboratório de Bioterápicos do Departamento de Medicina Veterinária (DMV) da Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE), onde foi desidratado artificialmente sob temperatura controlada de 50°C por 48 horas. A identificação da espécie botânica foi realizada no Instituto Agrônomo de Pernambuco – IPA, e a exsicata encontra-se depositada no acervo do Herbário IPA – Dárdano de Andrade Lima, sob o número de registro 87.031

Utilizou-se extrato etanólico da casca do caule de *Abarema cochliacarpus*, cuja extração foi realizada no laboratório de Química de Produtos Naturais do Departamento de Antibióticos da Universidade Federal de Pernambuco – UFPE, utilizando 2 litros de etanol e cerca de 500g da casca do caule por três dias com troca de solvente a cada 24 horas. O extrato foi concentrado em rotavaporador a pressão reduzida, seco e armazenado em dessecador.

Foram utilizadas amostras fecais de caprinos da Região Metropolitana do Recife e ovinos do Município de Bonito – PE, as quais foram coletadas diretamente da ampola retal de animais naturalmente infectados por helmintos. As amostras foram acondicionadas em caixas isotérmicas, contendo gelo, e encaminhadas ao Laboratório de Doenças Parasitárias dos Animais Domésticos do Departamento de Medicina Veterinária da Universidade Federal Rural de Pernambuco – UFRPE. Em

seguida foram processadas para determinação do número de ovos por grama de fezes (OPG), segundo técnica de Gordon & Whitlock (1939), interpretando-se o grau de infecção segundo Ueno & Gonçalves (1998). De cada espécie animal, foram selecionadas as amostras fecais, formando-se um homogeneizado para a realização dos cultivos de larvas, segundo técnica descrita por Robert & O'Sullivan (1950).

Para a obtenção do total de larvas por grama de fezes (LPG) foram pesados 3g de fezes, misturando-se a 2g de vermiculita, separadamente para cada espécie. Cada cultivo foi submetido a três concentrações do extrato etanólico de *Abarema cochliacarpos* (10%, 25% e 50%), correspondendo aos tratamentos T1, T2 e T3, com duas repetições por tratamento, formando-se, ainda, três grupos controles, sendo um negativo com água destilada (CN) e dois controles positivos, um tratado com Ivermectina 1% (CP1) e o outro com Albendazole 5% (CP2), com duas repetições para cada grupo controle.

Os cultivos foram mantidos em temperatura ambiente no laboratório durante oito dias, decorridos os quais, as larvas infectantes de nematóides gastrintestinais foram coletadas em tubos de ensaio e armazenadas sob refrigeração até o momento da identificação por gênero, segundo Ueno & Gonçalves (1998). Para a contagem e identificação das larvas, retirou-se alíquota de 0,20 mL deste material com auxílio de pipeta, colocando em lâmina de microscopia, adicionando-se duas gotas de lugol e cobrindo com lamínula, totalizando cinco lâminas para cada tratamento, sendo então examinadas em microscópio óptico.

A atividade do extrato etanólico da *Abarema cochliacarpos* sobre os ovos de nematóides gastrintestinais foi determinada pelo cálculo dos percentuais de redução de larvas por grama de fezes (LPG), utilizando-se a fórmula abaixo descrita (Vizard & Wallace, 1987).

$$R = 100 \cdot (1 - T/C)$$

R = Redução calculada no LPG

T = Média geométrica dos LPGs dos cultivos tratados

C = Média geométrica dos LPGs dos cultivos não tratados

A atividade *in vitro* do extrato etanólico da casca de *Abarema cochliacarpos* foi considerada segundo a classificação do índice de eficácia proposto pela Associação Mundial para Avanço da Parasitologia Veterinária (W.A.A.V.P.) (Powers et al., 1982), em que se determina que um produto é altamente efetivo se apresentar

mais de 90% de ação contra o parasito tratado; moderadamente efetivo quando atuar entre 80% e 90%, pouco efetivo quando a ação esteja entre 60% e 70% e não efetivo abaixo de 60%.

RESULTADO E DISCUSSÃO

Os cultivos de larvas de nematoides gastrintestinais de caprinos e ovinos revelaram larvas infectantes do gênero *Haemonchus*, *Trichostrongylus* e *Oesophagostomum*, com predominância para o gênero *Haemonchus*. Resultados semelhantes foram encontrados por Farias et al. (2010) com amostras fecais de caprinos do município de Gravatá – PE e ovinos da Região Metropolitana do Recife – PE. Em estudo realizado no Mato Grosso do Sul Almeida et al. (2013) mostraram a alta prevalência do gênero *Haemonchus* em ovinos, onde a hemoncose correspondeu a 66,7% dentre as doenças infecciosas e parasitárias. Nos trópicos, 95% dos caprinos são infectados, principalmente por *Haemonchus contortus* e *Trichostrongylus* spp. (Araújo et al., 2007). Na caprinovinocultura a espécie mais prevalente, dentre as doenças infecciosas e parasitárias, é *Haemonchus contortus* (Araújo et al., 2007; Rodrigues et al., 2007; Almeida et al., 2013).

Analisando o percentual de redução de larvas de nematoides gastrintestinais da espécie caprina, observa-se redução altamente efetiva para os tratamentos T2, T3, CP1 e CP2 contra os gêneros *Haemonchus*, *Trichostrongylus* e *Oesophagostomum*. O tratamento T1 mostrou-se altamente efetivo apenas para o gênero *Oesophagostomum* (Tabela 1).

Para a espécie ovina, observou-se redução de larvas altamente efetiva para os tratamentos T1, T2, T3, CP1 e CP2 contra os gêneros *Trichostrongylus* e *Oesophagostomum*. Quanto ao gênero *Haemonchus* apenas os tratamentos T3, CP1 e CP2 foram altamente efetivos (Tabela 2).

Considerando-se o percentual de redução de larvas do tratamento T1 e T2 para o gênero *Haemonchus*, observou-se que houve uma sensibilidade maior quando utilizado em larvas da espécie caprina, e para o gênero *Trichostrongylus* foi mais sensível em larvas da espécie ovina (Tabelas 1 e 2).

TABELA 1. Percentual de redução de larvas de nematoides gastrintestinais em amostras fecais da espécie caprina

	<i>Haemonchus</i>	<i>Trichostrongylus</i>	<i>Oesophagostomum</i>
CP1	100%	100%	100%
CP2	96,65%	100%	100%
T1	44,20%	56,85%	100%
T2	96,95%	91,70%	100%
T3	98,79%	100%	100%

CP1: Ivermectina 1%; CP2: Albendazole 5%; T1: Extrato a 10%; T2: Extrato a 25%; T3: Extrato a 50%

TABELA 2. Percentual de redução de larvas de nematoides gastrintestinais em amostras fecais da espécie ovina.

	<i>Haemonchus</i>	<i>Trichostrongylus</i>	<i>Oesophagostomum</i>
CP1	100%	100%	100%
CP2	100%	100%	100%
T1	0%	100%	100%
T2	38,17%	100%	100%
T3	100%	100%	100%

CP1: Ivermectina 1%; CP2: Albendazole 5%; T1: Extrato a 10%; T2: Extrato a 25%; T3: Extrato a 50%

Vários estudos registram a resistência anti-helmíntica, principalmente do gênero *Haemonchus*, aos produtos à base de ivermectina, albendazole, levamisole, parbendazole, closantel, oxfendazole em regiões do Nordeste, Sul e Centro-Oeste (Costa et al., 2011; Rocco et al., 2012; Molento et al., 2013). No entanto, as bases químicas utilizadas neste estudo como controle positivo, ivermectina 1% e albendazole 5%, mostraram-se altamente efetivas frente aos gêneros *Haemonchus*, *Trichostrongylus* e *Oesophagostomum*, tanto da espécie caprina quanto da espécie ovina (TABELA 1 e 2).

O screening fitoquímico da casca do caule de *Abarema cochliacarpus* mostra a presença de taninos condensados (Mendonça, 2000; Tenório, 2012) que são compostos fenólicos encontrados nas plantas (Oliveira, 2012), e possuem capacidade de formar complexos com outras moléculas incluindo polissacarídeos e

proteínas (Costa et al., 2008). No ensaio de cultivo das larvas pode ter ocorrido a interação dos taninos condensados com a cutícula dos nematoides, e assim, conforme Athanasiadou et al. (2001), ter provocado alterações das funções fisiológicas normais do nematoide.

Portanto, o resultado obtido *in vitro* demonstra que o extrato etanólico de *Abarema cochliacarpus* (Gomes) Barneby & J.W. Grimes apresenta atividade biológica *in vitro* contra nematoides gastrintestinais de pequenos ruminantes e servem como subsídios para futuros estudos que confirmem a atividade anti-helmíntica “*in vivo*”.

REFERÊNCIAS

ALMEIDA, T.L. et al. Doenças de ovinos diagnosticadas no Laboratório de Anatomia Patológica Animal da Universidade Federal de Mato Grosso do Sul (1996-2010).

Pesquisa Veterinária Brasileira, v. 33, n. 1, p. 21-29, 2013.

AMARANTE, A.F.T.; SALES, R.O. Controle de endoparasitoses dos ovinos: uma revisão. **Revista Brasileira de Higiene e Sanidade Animal**, v. 1, n. 2, p. 14-36, 2007.

ANDRADE, F.D. et al. Ação anti-helmíntica do extrato hidroalcoólico da raiz da *Tarenaya spinosa* (Jacq.) Raf. No controle de *Haemonchus contortus* em ovinos.

Pesquisa Veterinária Brasileira, v. 34, n. 10, p. 942-946, 2014.

ARAÚJO, J.V. et al. Controle biológico de nematoides gastrintestinais de caprinos em clima semi-árido pelo *Monacrosporium thaumasium*. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 42, n. 8, p. 1177-1181, 2007.

ATHANASIADOU, S. et al. Direct anthelmintic effects of condensed tannins towards different gastrointestinal nematodes of sheep: *in vitro* and *in vivo* studies. **Veterinary Parasitology**, v.99, n. 3, p.205-219, 2001.

BORGES, C.C.L. Atividade *in vitro* de anti-helmínticos sobre larvas infectantes de nematódeos gastrintestinais de caprinos, utilizando a técnica de coprocultura quantitativa (Ueno, 1995). **Parasitología Latinoamericana**, n. 58, p. 142-147, 2003.

COELHO, J. M. et al. O efeito da sulfadiazina de prata, extrato de ipê-roxo e extrato de barbatimão na cicatrização de feridas cutâneas em ratos. **Revista do Colégio Brasileiro de Cirurgia**, v. 1, n.37, p. 045-051, 2010.

COSTA, V.M.M. et al. Controle das parasitoses gastrintestinais em ovinos e caprinos na região semiárida do Nordeste do Brasil. **Pesquisa Veterinária Brasileira**, v. 31, n. 1, p. 65-71, 2011.

FALBO, M.K. et al. Atividade anti-helmíntica do fruto da *Melia azedarach* em cordeiros naturalmente infectados com nematódeos gastrintestinais. **Semina: Ciências Agrárias**, v. 29, n. 4, p. 881-886, 2008.

FONSECA, P.; LIBRANDI, A. P. L. Avaliação das características físico-químicas e fitoquímicas de diferentes tinturas de barbatimão (*Stryphnodendron barbatiman*). **Revista Brasileira de Ciências Farmacêuticas**, v. 44, n. 2, 2008.

FUJIMOTO, R.Y. et al. Controle alternativo de helmintos de *Astyanax cf. zonatus* utilizando fitoterapia com sementes de abóbora (*Curcubita máxima*) e mamão (*Carica papaya*). **Pesquisa Veterinária brasileira**, v. 32, n. 1, p. 5-10, 2012.

GORDON, H.McL.; WHITLOCK, H.V. A new technique for counting nematoda eggs in sheep faeces. **Journal Commonwealth Science and Industry Organization**, v.12, n.1, p. 50-2, 1939.

IUCN. **Red List of Threatened Species**, 2011. Disponível em: <<http://www.redlist.org>> Acesso em: 08 fev 2012.

MELO, A.C.F.L. et al. Resistência a anti-helmínticos em nematóides gastrintestinais de ovinos e caprinos, no município de Pentecoste, estado do Ceará. **Ciência Animal**, v. 8, n. 1, p. 7-11, 1998.

MELO, A.C.F.L. et al. Nematódeos resistentes a anti-helmínticos em rebanhos de ovinos e caprinos do estado do Ceará, Brasil. **Ciência Rural**, v. 33, n. 2, p. 339-344, 2003.

MOLENTO et al. Alternativas para o controle de nematoides gastrintestinais de pequenos ruminantes. **Arquivo do Instituto Biológico**, v. 80, n. 2, p. 253-263, 2013.

MENDONÇA, R.P.C. **Estudo da atividade biológica de *Pithecolobium avaremotemo* Mart. e de alguns compostos obtidos comercialmente**. 2000. 123p. Tese (Doutorado em Química e Biotecnologia) – Instituto de Química e Biotecnologia da Universidade Federal de Alagoas, Macéio.

TENÓRIO, R.F.L. **Avaliação do conhecimento dos tutores de cães e gatos atendidos no Hospital Veterinário da Universidade Federal Rural de Pernambuco sobre plantas medicinais e da atividade antimicrobiana *in vitro* do barbatimão (*Abarema cochliacarpus*) em bactérias isoladas de feridas cutâneas de cães**. 2012. 75p. Dissertação (Mestrado em Ciência Veterinária) – Departamento de Medicina Veterinária da Universidade Federal Rural de Pernambuco, Recife.

PENELUC, T. et al. Atividade anti-helmíntica do extrato aquoso das folhas de *Zanthoxylum rhoifolium* Lam. (Rutaceae). **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 18, n. 1, p. 43-48, 2009.

POWERS, K.G. et al. World Association for the Advancement of Veterinary Parasitology (W.A.A.V.P.) – Guidelines for evaluating the efficacy of anthelmintics in ruminants (bovine and ovine). **Veterinary Parasitology**, v.10, p. 265-284, 1982.

ROBERTS, F.H.S.; O'SULLIVAN, J.P. Methods for egg counts and larval cultures for strongyles infesting the gastrointestinal tract of cattle. **Journal of Agricultural Research**, v.1, p. 99-102, 1950.

ROCCO, V.V.B. et al. Diferentes princípios ativos no controle de helmintos gastrintestinais em ovinos. **Global Science and Technology**, v. 5, n. 2, p. 194-200, 2012.

RODRIGUES, A.B. et al. Sensibilidade dos nematóides gastrintestinais de caprinos a anti-helmínticos na mesorregião do sertão paraibano. **Pesquisa Veterinária Brasileira**, v. 27, n. 4, p. 162-166, 2007.

SANTOS, S. C. et al. Atividade antimicrobiana *in vitro* do extrato de *Abarema cochliocarpos* (Gomes) Barneby & Grimes. **Revista Brasileira de Farmacognosia**, v. 17, n. 2, p. 215-219, 2007.

TENÓRIO, R.F.L. **Avaliação do conhecimento dos tutores de cães e gatos atendidos no Hospital Veterinário da Universidade Federal Rural de Pernambuco sobre plantas medicinais e da atividade antimicrobiana *in vitro* do barbatimão (*Abarema cochliocarpos*) em bactérias isoladas de feridas cutâneas de cães.** 2012. 75p. Dissertação (Mestrado em Ciência Veterinária) – Departamento de Medicina Veterinária da Universidade Federal Rural de Pernambuco, Recife.

UENO, H.; GONÇALVES, P.C. **Manual para diagnóstico das helmintoses de ruminantes.** 4.ed. Tokyo: Japan International Cooperation Agency, 1998. 143p.

VIEIRA, L.S. Métodos alternativos de controle de nematóides gastrintestinais em caprinos e ovinos. **Tecnologia e Ciência Agropecuária**, v. 2, n. 2, p. 49-56, 2008.

VIZARD, A.L.; WALLACE, R.J. A simplified egg count reduction test. **Australian Veterinary Journal**, v.64, n.4, p. 109-11, 1987.

4.5 ARTIGO 5

**Avaliação *in vitro* do efeito larvicida do extrato aquoso das folhas da pitangueira
(*Eugenia uniflora* L.) contra nematoides gastrinstestinais de caprinos**

**EFEITO LARVICIDA *IN VITRO* DO EXTRATO AQUOSO DAS FOLHAS DA
PITANGUEIRA (*Eugenia uniflora* L.) CONTRA NEMATOIDES
GASTRINTESTINAIS DE CAPRINOS**

RESUMO

O uso de produtos de origem vegetal no controle de parasitos tem como vantagem promover um desenvolvimento mais lento da resistência, além de não causar danos ao meio ambiente. Objetivou-se verificar o efeito larvicida *in vitro* do extrato aquoso das folhas da Pitangueira em nematoides gastrintestinais de caprinos. Formou-se um homogeneizado das amostras selecionadas para o cultivo de larvas, e cada cultivo foi submetido ao extrato aquoso de *E. uniflora* (20%), com duas repetições por tratamento, formando-se, ainda, três grupos controles, sendo um negativo com água destilada, e dois controles positivos, um tratado com Ivermectina 1% e o outro com Albendazole 5%, com duas repetições para cada grupo controle. A atividade do extrato foi determinada pelo cálculo dos percentuais de redução de larvas por grama de fezes. Identificaram-se larvas do gênero *Haemonchus*, *Trichostrongylus* e *Oesophagostomum*, sendo obtidos percentuais de redução de larvas por grama de fezes não efetivos para todos os gêneros. Diante dos resultados, conclui-se que extrato aquoso de *E. uniflora* na concentração de 0,2 g/mL não apresenta eficácia ovilarvicida contra nematoides gastrintestinais de caprinos nas condições em que o presente estudo foi realizado.

Palavras-chave: Helminthose, Fitoterapia, *Haemonchus*, Ruminantes

***IN VITRO* LARVICIDAL EFFECT OF THE AQUEOUS EXTRACT OF
PITANGUEIRA (*Eugenia uniflora* L.) LEAVES AGAINST GASTROINTESTINALS
NEMATODES OF GOATS**

ABSTRACT

The use of plant products in the control of parasites has the advantage of promoting a slower development of resistance, besides not causing damage to the environment. The objective of this study was to verify the larvicidal effect *in vitro* of the aqueous extract of *Eugenia uniflora* leaves on gastrointestinal nematodes of goats. A homogenate of the samples selected for the larvae culture was formed, and each culture was submitted to the aqueous extract of *E. uniflora* (20%), with two replicates per treatment, forming, also, three control groups, one negative with distilled water, and two positive controls, one treated with 1% Ivermectin and the other with 5% Albendazole, with two replicates for each control group. The activity of the extract was determined by the calculation of percentages of reduction of larvae per gram of feces. Larvae of the genus *Haemonchus*, *Trichostrongylus* and *Oesophagostomum* were identified. The aqueous extract of *E. uniflora* had no effect on the reduction of percentages of larvae per gram of feces. Thus, it is concluded that the concentration of 0.2 g / mL of aqueous extract of *E. uniflora* does not present ovilarvicidal efficacy under the conditions in which the present study was performed.

Keywords: Helminthosis, Phytotherapy, *Haemonchus*, Ruminants

INTRODUÇÃO

Dentre as endoparasitoses gastrintestinais de caprinos, destacam-se os nematoides pelo impacto na produtividade dos rebanhos e difícil controle (VIEIRA, 2008).

A utilização intensiva e indevida dos anti-helmínticos na caprinocultura tem sido a causa da diminuição da eficácia provocada pela resistência anti-helmíntica dos nematoides gastrintestinais (BORGES, 2003; MELO et al., 2003; RODRIGUES et al., 2007; FALBO et al., 2008; PENELUC et al., 2009). Este fenômeno ocorre em todas as classes de drogas utilizadas no controle de nematóides, resultando em graves consequências econômicas no mundo todo (MELO et al., 1998; COSTA et al., 2011).

O uso de produtos de origem vegetal no controle de parasitos tem como vantagem promover um desenvolvimento mais lento da resistência, além de não causar danos ao meio ambiente (CHAGAS, 2004).

As folhas da Pitangueira (*Eugenia uniflora* L.) são utilizadas na medicina popular em infusões e decoctos (AURICCHIO, 2007). A atividade antimicrobiana já tem sido registrada, além de sua utilização para tratar problemas intestinais (CONSOLINI e SARUBBIO, 2002). Santos (2011) e Cossolosso (2013) evidenciaram potencial atividade tripanocida e leishmanicida, respectivamente, utilizando óleos essenciais. A atividade anti-helmíntica, apesar de já especulada, tem sido pouco analisada.

Objetivou-se verificar o efeito larvicida *in vitro* do extrato aquoso das folhas da Pitangueira em nematoides gastrintestinais de caprinos.

MATERIAL E MÉTODOS

As folhas foram coletadas no município de Jaboatão dos Guararapes - PE e processadas no Laboratório de Doenças Parasitárias dos Animais Domésticos - Departamento de Medicina Veterinária - Universidade Federal Rural de Pernambuco. Foram triturados 500 g de folhas secas obtendo-se 150 g do material em pó, homogeneizando-se 20 g em 100 ml de água destilada tendo-se concentração de 0,2 g / mL.

Foram utilizadas amostras fecais de caprinos da Região Metropolitana do Recife – PE, as quais foram coletadas diretamente da ampola retal de animais naturalmente infectados por helmintos. As amostras foram acondicionadas em caixas isotérmicas, contendo gelo, e encaminhadas ao Laboratório de Doenças Parasitárias dos Animais Domésticos do Departamento de Medicina Veterinária da Universidade Federal Rural de Pernambuco – UFRPE. Em seguida foram processadas para determinação do número de ovos por grama de

fezes (OPG), segundo técnica de Gordon & Whitlock (1939), interpretando-se o grau de infecção segundo Ueno & Gonçalves (1998). De cada espécie animal, foram selecionadas as amostras fecais, formando-se um homogêneo para a realização dos cultivos de larvas, segundo técnica descrita por Robert & O'Sullivan (1950).

Para a obtenção do total de larvas por grama de fezes (LPG) foram pesados 3 g de fezes, misturando-se a 2 g de vermiculita, separadamente para cada espécie. Cada cultivo foi submetido ao extrato aquoso de *E. uniflora* (20 %), com duas repetições, formando-se, ainda, três grupos controles, sendo um negativo com água destilada e dois controles positivos, um tratado com Ivermectina 1 % e o outro com Albendazole 5 %, com duas repetições para cada grupo controle.

Os cultivos foram mantidos em temperatura ambiente no laboratório durante oito dias, decorridos os quais, as larvas infectantes de nematóides gastrintestinais foram coletadas em tubos de ensaio e armazenadas sob refrigeração até o momento da identificação por gênero, segundo Ueno & Gonçalves (1998). Para a contagem e identificação das larvas, retirou-se alíquota de 0,20 mL deste material com auxílio de pipeta, colocando em lâmina de microscopia, adicionando-se duas gotas de lugol e cobrindo com lamínula, totalizando cinco lâminas para cada tratamento, sendo então examinadas em microscópio óptico.

A atividade do extrato foi determinada pelo cálculo dos percentuais de redução de larvas por grama de fezes (LPG), utilizando-se a fórmula abaixo descrita (Vizard & Wallace, 1987).

$$R = 100 \cdot (1 - T/C)$$

R = Redução calculada no LPG

T = Média geométrica dos LPGs dos cultivos tratados

C = Média geométrica dos LPGs dos cultivos não tratados

A atividade *in vitro* do extrato etanólico foi considerada segundo a classificação do índice de eficácia proposto pela Associação Mundial para Avanço da Parasitologia Veterinária (W.A.A.V.P.) (Powers et al., 1982), em que se determina que um produto é altamente efetivo se apresentar mais de 90 % de ação contra o parasito tratado; moderadamente efetivo quando atuar entre 80 % e 90 %, pouco efetivo quando a ação esteja entre 60 % e 70 % e não efetivo abaixo de 60 %.

RESULTADOS E DISCUSSÃO

Os cultivos revelaram larvas infectantes do gênero *Haemonchus*, *Trichostrongylus* e *Oesophagostomum*, com predominância para o gênero *Haemonchus*.

O extrato aquoso de *E. uniflora* não apresentou efeito sobre os ovos dos nematoides gastrintestinais supracitados na concentração utilizada (Tabela 1), diferindo de Hassum et al. (2013) que obtiveram, de fezes ovinas, redução significativa do número de larvas *H. contortus* e *Trichostrongylus* sp. e de Furtado (2006) que registrou taxa de inibição superior a 80 % da eclodibilidade dos ovos de trichostrongilídeos. Os autores citados, porém, utilizaram extratos alcoólicos, enquanto que no presente estudo foi utilizado o extrato aquoso, o que pode explicar a diferença dos resultados.

Tabela 1- Percentual de redução de larvas dos gêneros *Haemonchus*, *Trichostrongylus* e *Oesophagostomum*, por grupos de tratamento.

	<i>Haemonchus</i>	<i>Trichostrongylus</i>	<i>Oesophagostomum</i>
<i>E. uniflora</i>	0	14,87	0
Água destilada	0	0	0
Albendazole 5 %	97,42	100	100
Ivermectina 1 %	100	100	100

Quando se comparam estudos com plantas medicinais, é notória a dificuldade de avaliação entre os resultados, pois as variáveis vão desde os aspectos edáficos-climáticos que exercem influência na composição química, como o estágio do desenvolvimento do vegetal quando da coleta, parte da planta estudada, forma de preparar o material para estudo, até os protocolos seguidos nos experimentos (AURICCHIO e BACCHI, 2003).

A altitude, a radiação solar e o estresse também são fatores que podem interferir na produção de compostos químicos (BEZERRA et al., 2012).

Sendo assim, é necessário investigar mais profundamente as ações dos extratos sobre os nematoides gastrintestinais, para que sejam evidências seguras e apropriadas para estabelecimento da relação dose-efeito, principalmente nas preparações de uso popular, infusos ou decoctos das folhas.

CONCLUSÃO

O extrato aquoso das folhas da Pitangueira (*E. uniflora* L.) na concentração de 0,2 g / mL não apresenta eficácia ovicida contra nematoides gastrintestinais de caprinos, nas condições em que o presente estudo foi realizado.

AGRADECIMENTOS

À Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES) pela concessão da bolsa, e ao Centro de Apoio à Pesquisa (CENAPESQ) da Universidade Federal Rural de Pernambuco pelos equipamentos cedidos para execução desta pesquisa.

REFERÊNCIAS

AURICCHIO, M.T.; BACCHI, E.M. Folhas de *Eugenia uniflora* L. (pitanga): propriedades farmacobotânicas, químicas e farmacológicas. **Revista do Instituto Adolfo Lutz**, v. 62, n. 1, p. 55-61, 2003.

AURICCHIO, M.T.; BUGNO, A.; BARROS, S.B.M.; BACCHI, E.M. Atividades antimicrobiana e antioxidante e toxicidade de *Eugenia uniflora*. **Latin American Journal of Pharmacy**, n. 26, v. 1, p. 76-81, 2007.

BEZERRA, N.A.; FELISMINO, D.C.; CHAVES, T.P.; ALENCAR, L.C.B.; DANTAS, I.C.; SOBRINHA, L.C. Avaliação da atividade antimicrobiana de *Eugenia uniflora* L.. **Revista de Biologia e Farmácia**, v. 8, n. 2, p. 40-48, 2012.

BORGES, C.C.L. Atividade *in vitro* de anti-helmínticos sobre larvas infectantes de nematódeos gastrintestinais de caprinos, utilizando a técnica de coprocultura quantitativa (Ueno, 1995). **Parasitología Latinoamericana**, n. 58, p. 142-147, 2003.

CHAGAS, A. C. S. Controle de parasitas utilizando extratos vegetais. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 13, supl. 1, p. 156-160, 2004.

CONSOLINI, A. E.; SARUBBIO, M. G. Pharmacological effects of *Eugenia uniflora* (Myrtaceae) aqueous crude extract on rat' heart. **Journal of Ethnopharmacology**, v. 81, p. 57-63, 2002.

COSSOLOSSO, D. S. **Atividades leishmanicida e antioxidante dos óleos essenciais de plantas encontradas no nordeste brasileiro**. 2013. Dissertação (Mestrado em Ciência Veterinária), Universidade Estadual do Ceará, Fortaleza.

COSTA, V.M.M.; SIMÕES, S.V.D.; RIET-CORREA, F. Controle das parasitoses gastrintestinais em ovinos e caprinos na região semiárida do Nordeste do Brasil. **Pesquisa Veterinária Brasileira**, v. 31, n. 1, p. 65-71, 2011.

FALBO, M.K.; SANDINI, I.E.; ISHIY, H.M.; FÁVARO, J.L.; SANTOS, C.E.; BASTOS, S.; RODIGHERI, S.; GUZZO, D. Atividade anti-helmíntica do fruto da *Melia azedarach* em cordeiros naturalmente infectados com nematódeos gastrintestinais. **Semina: Ciências Agrárias**, v. 29, n. 4, p. 881-886, 2008.

FURTADO, K. S. **Alternativas fitoterápicas para o controle da verminose ovina no estado do Paraná: testes *in vitro* e *in vivo***. 2006. Tese (Doutorado em Agronomia), Universidade Federal do Paraná, Curitiba.

GORDON, H. McL.; WHITLOCK, H.V. A new technique for counting nematode eggs in sheep faeces. **Journal Commonwealth Science and Industry Organization**, v. 12, n. 1, p. 50-2, 1939.

HASSUM, I. C., VENTURI, C. R., GOSMANN, G.; DEIRO, A.M.G. Ação dos extratos de quatro plantas sobre larvas infectantes de nematódeos gastrintestinais de ovinos. **Revista Cubana de Plantas Medicinales**, v. 18, n. 2, p. 278-287, 2013.

MELO, A.C.F.L.; BEVILAQUA, C.M.L.; SELAIVE, A.V.; GIRÃO, M.D. Resistência a anti-helmínticos em nematóides gastrintestinais de ovinos e caprinos, no município de Pentecoste, estado do Ceará. **Ciência Animal**, v. 8, n. 1, p. 7-11, 1998.

MELO, A.C.F.L.; REIS, I.F.; BEVILAQUA, C.M.L.; VIEIRA, L.S.; ECHEVARRIA, F.A.M.; MELO, L.M. Nematódeos resistentes a anti-helmínticos em rebanhos de ovinos e caprinos do estado do Ceará, Brasil. **Ciência Rural**, v. 33, n. 2, p. 339-344, 2003.

PENELUC, T.; DOMINGUES, L.F.; ALMEIDA, G.N.; AYRES, M.C.C.; MOREIRA, E.L.T.; CRUZ, A.C.F.; BITTENCOURT, T.C.B.S.C.; ALMEIDA, M.A.O.; BATATINHA, M.J.M. Atividade anti-helmíntica do extrato aquoso das folhas de *Zanthoxylum rhoifolium*

Lam. (Rutaceae). **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 18, n. 1, p. 43-48, 2009.

POWERS, K. G. World Association for the Advancement of Veterinary Parasitology (W.A.A.V.P.) – Guidelines for evaluating the efficacy of anthelmintics in ruminants (bovine and ovine). **Veterinary Parasitology**, v. 10, p. 265-84, 1981.

ROBERTS, F. H. S.; O’SULLIVAN, J. P. Methods for egg counts and larval cultures for strongyles infesting the gastrointestinal tract of cattle. **Journal of Agricultural Research**, v. 1, p. 99-102, 1950.

RODRIGUES, A.B.; ATHAYDE, A.C.R.; RODRIGUES, O.G.; SILVA, W.W.; FARIA, E.B. Sensibilidade dos nematóides gastrintestinais de caprinos a anti-helmínticos na mesorregião do sertão paraibano. **Pesquisa Veterinária Brasileira**, v. 27, n. 4, p. 162-166, 2007.

SANTOS, K. K. A. **Atividade antiepinastigota, citotóxica e fungicida de plantas medicinais da Região do Cariri**. 2011. Dissertação (Mestrado em Bioprospecção Molecular), Universidade Regional do Cariri, Crato.

UENO, H.; GONÇALVES, P. C. **Manual para diagnóstico das helmintoses de ruminantes**. 4.ed. Tokyo: Japan International Cooperation Agency, 1998. 143p.

VIEIRA, L. S. Métodos alternativos de controle de nematoides gastrintestinais em caprinos e ovinos. **Tecnologia e Ciência Agropecuária**, v. 2, n. 2, p. 49-56, 2008.

VIZARD, A. L.; WALLACE, R. J. A simplified egg count reduction test. **Australian Veterinary Journal**, v. 64, n. 4, p. 109-11, 1987.

5. CONCLUSÃO FINAL

5. CONCLUSÃO FINAL

Extratos hidroalcoólicos das folhas de *Commiphora leptophloeos* (Mart.) JB Gillett, *Ziziphus joazeiro* Mart., *Croton heliotropiifolius* Kunth apresentam atividade biológica contra fêmeas ingugitadas de *A. nitens* interferindo em sua eficiência reprodutiva, e contra *A. aegypti* pelo efeito larvicida sobre L3.

Concentrações a 10 mg / mL do extrato etanólico da casca do caule de *Abarema cochliacarpus* demonstram melhor atividade de mortalidade que larvicidas comerciais convencionalmente usados contra larvas de *A. aegypti* além de atingir percentuais efetivos e altamente efetivos de redução do número do LPG dos gêneros *Haemonchus*, *Trichostrongylus* e *Oesophagostomum* com concentrações de 25 % e 50 % in vitro em caprinos e ovinos.

O extrato aquoso das folhas de *Eugenia uniflora* L., para os mesmos gêneros de helmintos, em caprinos, na concentração de 0,2 g / mL não se apresenta suficiente para promover a redução do LPG.