

UNIVERSIDADE FEDERAL DO AMAZONAS  
FACULDADE DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS  
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM AGRONOMIA TROPICAL

**BIOATIVIDADE DE EXTRATOS DE MELIÁCEAS E TIMBÓS NO CONTROLE DA  
MOSCA-BRANCA, *Bemisia tabaci* (GENNADIUS, 1889) (HEMIPTERA:  
ALEYRODIDAE), EM COUVE, *Brassica oleracea* L. var. *acephala***

MARCELO VICTOR DE SOUZA OLIVEIRA

Manaus – AM

2018

UNIVERSIDADE FEDERAL DO AMAZONAS  
FACULDADE DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS  
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM AGRONOMIA TROPICAL

MARCELO VICTOR DE SOUZA OLIVEIRA

**BIOATIVIDADE DE EXTRATOS DE MELIÁCEAS E TIMBÓS NO CONTROLE DA  
MOSCA-BRANCA, *Bemisia tabaci* (GENNADIUS, 1889) (HEMIPTERA:  
ALEYRODIDAE), EM COUVE, *Brassica oleracea* L. var. *acephala***

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-graduação em Agronomia Tropical da Universidade Federal do Amazonas, como requisito parcial para obtenção do título de Mestre em Agronomia Tropical, área de concentração em Produção Vegetal.

Orientador: Prof<sup>o</sup> Dr. Neliton Marques da Silva FCA/UFAM

Co-Orientadora: Prof<sup>a</sup> Dra. Márcia Reis Pena ICET/UFAM

Manaus – AM

2018

## Ficha Catalográfica

Ficha catalográfica elaborada automaticamente de acordo com os dados fornecidos pelo(a) autor(a).

O48b Oliveira, Marcelo Victor de Souza  
Bioatividade de extratos de meliáceas e timbós no controle da mosca-branca, *Bemisia tabaci* (Genanadius, 1889) (Hemiptera: Aleyrodidae), em couve, *Brassica oleracea* L. var. *acephala*. / Marcelo Victor de Souza Oliveira. 2018  
112 f.: il.; 31 cm.

Orientador: Neliton Marques da Silva  
Coorientadora: Márcia Reis Pena  
Dissertação (Mestrado em Agronomia Tropical) - Universidade Federal do Amazonas.

1. Praga das hortaliças. 2. inseticidas botânicos. 3. controle alternativo de pragas. 4. efeito inseticida. I. Silva, Neliton Marques da II. Universidade Federal do Amazonas III. Título

Marcelo Victor de Souza Oliveira

**BIOATIVIDADE DE EXTRATOS DE MELIÁCEAS E TIMBÓS NO CONTROLE DA MOSCA-BRANCA, *Bemisia tabaci* (GENNADIUS, 1889) (HEMIPTERA: ALEYRODIDAE), EM COUVE, *Brassica oleracea* L. var. *acephala***

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-graduação em Agronomia Tropical da Universidade Federal do Amazonas, como requisito parcial para obtenção do título de Mestre em Agronomia Tropical, área de concentração em Produção Vegetal.

Aprovada em 30 de abril de 2018

**BANCA EXAMINADORA**

Dr. Neliton Marques da Silva  
Universidade Federal do Amazonas/UFAM

Dr. Henrique dos Santos Pereira  
Universidade Federal do Amazonas/UFAM

Dr. Norma Cecília Bustamante  
Universidade Federal do Amazonas/UFAM

## AGRADECIMENTOS

Primeiramente, agradeço a Deus que me deu forças para chegar a este momento, trazendo alegria aos meus pais e a todos que contribuíram para a realização deste trabalho.

Ao meu orientador, Prof<sup>o</sup> Dr. Neliton Marques da Silva, pela confiança depositada neste trabalho e pelos conhecimentos repassados ao longo desta nossa parceria iniciada desde o projeto FIXAM/FAPEAM até a finalização do mestrado, com apoio e compreensão durante as fases desta pesquisa, inclusive enquanto tive que cuidar mais da minha saúde.

A minha co-orientadora, Prof<sup>a</sup> Dra. Márcia Reis Pena, também pela confiança em todo o desenvolvimento deste estudo, iniciado no projeto FIXAM/FAPEAM, com o convite da própria, onde pude colocar as ideias e testes em prática pensando no mestrado, agradeço pela amizade e paciência durante a execução deste projeto.

Ao programa FIXAM/FAPEAM que deu início a parceria deste que vos agradece, onde foram pensados e amadurecidos os primeiros delineamentos a respeito deste trabalho para o mestrado, bem como o fornecimento de material e recursos adquiridos junto ao projeto como base do segmento deste trabalho.

A empresa CANTO DA LUZ, na pessoa do senhor Raimundo Luz, pela parceria com o fornecimento do óleo de Andiroba.

A doutoranda Muriel Rizental pela parceria com o Laboratório de Entomologia e Biotecnologia da Embrapa Arroz e Feijão, de Santo Antônio de Goiás-GO, pelas análises de DNA na identificação da mosca-branca.

À Universidade Federal do Amazonas (UFAM), pelo apoio e preparo durante os anos de graduação e mestrado.

À CAPES/PROCAD, pela concessão da bolsa de pesquisa.

Aos meus queridos amigos PIBICS, Stefane Andrade, Anselmo Verdes, Patrick Onias e Carla Tamires, do Laboratório de Entomologia e Acarologia Agrícola (LEA), e àqueles que não fazem parte do corpo do LEA, mas também me estenderam a mão quando precisei, meus amigos Gabriel Corrêa, Jhade Saraiva, Gabriel Leão, Klinger Bittencourt, Andrey Felipe e Dayanna Farias, pelas várias ajudas durante o período dos experimentos, seja produzindo mudas, limpando a casa de vegetação, construindo gaiolas, regando as plantas em domingos e feriados, ficando até tarde da noite para finalizar uma aplicação ou uma avaliação (às vezes só fazendo companhia mesmo) ou até melhorando as condições da casa de vegetação para a criação das plantas (valeu mesmo Gabriel Corrêa!). Meu sincero agradecimento a todos vocês!

Um agradecimento especial a minha maior parceira durante a execução do projeto, Carla Tamires de Sena Duarte, que me acompanhou em praticamente todas as fases executadas neste trabalho a partir da minha entrada no mestrado, me dando apoio em momentos de muito trabalho, ficando até tarde várias vezes para podermos concluir uma etapa, às vezes em fins de semana e feriados (inclusive quando esqueci minha chave e fiquei trancado para o lado de fora do laboratório), sei que fui chato muitas vezes, por isso muito obrigado pela paciência, parceria e principalmente amizade! Sem você eu não teria conseguido. Minha gratidão sempre.

Aos meus pais, Mozart Neves de Oliveira e Silvia de Souza Oliveira, que quando tive que realizar a produção e transporte de mudas de casa para a UFAM, da UFAM para casa, sempre pude contar com vocês me dando este suporte, principalmente em se tratando de cuidar das mudas, sei que por causa do mestrado fiquei mais ausente de estar perto de vocês do que nunca, mas estou atrás de um sonho, e realizo graças a vocês e por vocês. Eu os amo muito!!!

Ao Prof. Drº Jefferson Rocha, coordenador do Laboratório de Cromatografias da UFAM, e a Dra. Maria da Paz coordenadora do Laboratório de Química de Produtos Naturais do INPA, pela disponibilidade de acesso ao laboratório e aos equipamentos, bem como as devidas orientações de qual caminho seria melhor seguir com a parte química.

Aos amigos Élisson de Souza Leite, bolsista do Laboratório de Cromatografias da UFAM, Henrique Cativo e Paulo Alan Duarte Nogueira, bolsistas do Laboratório de Química de

Produtos Naturais do INPA, pelos conhecimentos repassados e por toda a ajuda nos processos e análises químicas realizadas nos respectivos laboratórios.

Ao técnico do laboratório de botânica, Silo Soares, pela parceria, acompanhamento e identificação nas coletas do material botânico.

A dona Adgilme Batista pela recepção e acolhimento em sua propriedade para a coleta das moscas-brancas em Iranduba.

A minha parceira de vida, Kédima Sarmiento Abadias, que esteve comigo oferecendo seu carinho e apoio em todos os momentos complicados e de pressão pelos quais passei durante este trabalho, além da sua contribuição científica por sempre discutir comigo a respeito do meu trabalho, dando sugestões e incentivando. Sem você teria ficado maluco!! Te amo muito!!!

A todos aqueles que direta ou indiretamente contribuíram para realização deste trabalho.

## **DEDICATÓRIA**

À minha família, por sempre ser minha fonte de força e meu porto seguro em cada passo dado, e nos momentos difíceis meu consolo, bem como meu motivo de orgulho; fico feliz cada vez que partilho minhas alegrias e conquistas com vocês.



## RESUMO

A mosca-branca, *B. tabaci*, é um inseto de difícil controle com mais de 500 espécies de plantas como hospedeiras e que pode causar danos enormes à diversas culturas agrícolas, e em alguns casos com perda total da produção. Dentre elas se encontra a couve de folhas (*Brassica oleraceae*), cultura de importância econômica no Estado do Amazonas. Como alternativa ao uso crescente de inseticidas químicos para o controle desta praga, os inseticidas botânicos aparecem como promissores e compatíveis com o manejo integrado de pragas. Este trabalho teve como objetivo avaliar o potencial inseticida de meliáceas (extratos aquosos, orgânicos e óleo de andiroba) e fabáceas (extratos aquosos e orgânicos de duas espécies de timbó), encontrados na região amazônica, no controle da mosca-branca, em couve, em condições de semi-campo (Laboratório: 24,02±0,20°C;55,13±0,98% UR; Casa de vegetação: 38,43±0,59°C; 55,08±1,62% UR). Para isso, buscou-se selecionar as plantas inseticidas mais promissoras (*screening*); e utilizou-se o melhor extrator dentro de cada planta promissora. Foram realizados bioensaios de contato e a análise química dos extratos promissores. As mudas de couve em tubetes foram infestadas com ninfas da mosca-branca, a maioria no segundo estágio, sendo selecionadas duas folhas por planta, com pelo menos 50 ninfas para as aplicações dos extratos. O delineamento experimental adotado foi o inteiramente casualizado. Os percentuais de mortalidade foram transformados em  $\arcsen\left\{\frac{(x+0,5)}{100}\right\}0,5$ , submetidos à ANOVA e as médias comparadas pelo teste de Tukey ( $p<0,05$ ). O material botânico coletado foi seco em estufa de circulação de ar forçada (40° C) e triturado em moinho de facas, para ser misturado em água para o preparo dos extratos aquosos a 5% (m/v). Após sete dias da aplicação dos extratos, foram avaliadas as mortalidades para escolha dos extratos mais promissores. Foram selecionados os extratos de folhas de *Azadiracta indica* (21,82%) e *Cedrela odorata* (24,55%), e o extrato de raízes de *D. amazonica* (61,67%). Essas três espécies prosseguiram para as extrações orgânicas em hexano, diclorometano e metanol. Entre os extratos orgânicos, o melhor resultado de mortalidade foi o de *D. amazônica* em hexano (72,23%), enquanto os de *A. indica* (31,42%) e *C. odorata* (27,08%) foram em diclorometano. O fracionamento cromatográfico não foi capaz de encontrar a azadiractina entre as frações das meliáceas e a rotenona como substância majoritária entre extratos orgânicos do timbó, indicando possivelmente a ação de outros metabólitos no efeito desses extratos. Nos testes com óleo de *C. guianensis*, a concentração de 1,5% alcançou redução de 88,55% na postura de ovos, e 68,34% de mortalidade. O extrato aquoso e hexânico das raízes de *D. amazônica* é considerado promissor no desenvolvimento de um controle para a mosca-branca em couve, enquanto os extratos aquosos e orgânicos das meliáceas tiveram desempenhos inferiores. O óleo de andiroba também se apresenta como alternativa promissora ao controle desta praga, tornando-se necessário estudos mais detalhados sobre as propriedades e alcances desses bioextratos.

**PALAVRAS-CHAVE:** Praga das hortaliças, inseticidas botânicos, controle alternativo de pragas.

## ABSTRACT

The “whitefly”, *Bemisia tabaci* is an insect difficult to control, with more than 500 plant species as hosts and that can cause enormous damage to various agricultural crops, in some cases, total loss of production. Among them is the leaf cabbage (*Brassica oleraceae*), a crop of economic importance to the State of Amazonas. As an alternative to the increasing use of chemical insecticides to control this pest, botanical insecticides appear to be promising and compatible with integrated pest management. The objective of this research was to evaluate the insecticidal potential of meliaceae (aqueous extracts, organic and andiroba oil) and fabaceae (aqueous and organic extracts of two timbó species) common in the Amazon region, “whitefly” controlling in cabbage, at semi-field conditions (laboratory: 24,02±0,20°C; 55,13±0,98%UR; Greenhouse: 38,43±0,59°C; 55,08±1,62%UR). First of all, it sought to select insecticidal plants more promising (*screening*); the best extractor was used within each promising plant. Bioassays and chemical analysis of the promising extracts were performed. The cabbage seedlings in tubes were infested with whitefly nymphs, using a cage covered by voile tissue. After the majority of the nymphs reached the second stage, two leaves per plant were selected, with at least 50 nymphs for the extracts applications. The experimental design was completely randomized. The percentages of mortality were transformed into arcsine [ $\{(x + 0.5) / 100\} 0.5$ ], submitted to ANOVA and the average compared by the Tukey's test ( $p < 0.05$ ). The collected botanical material was dried in a forced air circulating oven (40 ° C) and ground in a lab knife mill to be mixed in water to prepare 5% (w / v) aqueous extracts. The extracts were applied during seven days to assessed mortality of them. The mortalities were chosen to select the most promising extracts. Leaf extracts of *Azadiracta indica* (21.82%) and *Cedrela odorata* (24.55%), and *D. amazonica* root extract (61.67%) were selected. These three species proceeded for the organic extractions in hexane, dichloromethane and methanol. Among the organic extracts, the best results of mortality were *D. amazonica* in hexane (72.23%), whereas *A. indica results* (31.42%) and *C. odorata results* (27.08%) in dichloromethane. Chromatographic fractionation was not able to find azadirachtin between meliaceae fractions or rotenone as main substance among organic extracts of timbó, possibly indicating the action of other metabolites in the effect of these extracts. In the tests with oil *C. guianensis*, the concentration of 1.5% achieved a reduction to 88.55% in egg laying, reducing 68.34% of mortality. The aqueous and hexane extract of roots *D. amazonica* is considered promising in the development of a control for the “whitefly” in cabbages, while the aqueous and organic extracts of the meliaceae obtained inferior performances. Andiroba oil is also a promising alternative to controlling that pest, making more detailed studies about the properties and scope of these bio-extracts.

**KEYWORDS:** Plague of vegetables, botanical insecticides, alternative pest control.

## LISTA DE FIGURAS

- Figura 01. A) Plantas de couve, *B. oleraceae*, em vasos para atrair os adultos da mosca-branca para oviposição; B) Confirmação de colonização; C) “Gaiola de criação”; D) Couves colonizadas com a mosca-branca dentro da “gaiola de criação” ..... 43
- Figura 02. A) Mudanças de couve, *B. oleraceae*, produzidas em área residencial; B) Transplante das mudas para os vasos; C) Plantas de couve estabelecidas em vasos para reposição da criação estoque; D) Plantas hospedeiras, couve e urtigas, *L. aestuans*; E) Tubetes com mudas de couve prontas para infestação induzida; F) Mudanças de couve em tubetes para bioensaios ..... 46
- Figura 03. A) “Gaiola de infestação”; B) Infestação induzida de adultos da mosca-branca da planta de couve em vaso para as mudas nos tubetes..... 47
- Figura 04. Fluxograma das colunas cromatográficas ..... 56
- Figura 05. Mosca-branca, *Bemisia tabaci* biótipo B, exemplar fêmea (superior) e exemplar macho (inferior) ..... 61
- Figura 06. Postura total de ovos da mosca-branca, *B. tabaci*, em relação às diferentes concentrações do óleo de andiroba, *C. guianenses*..... 77
- Figura 07. A) CCD com amostras de *A. indica* (NM), *C. odorata* (CD), azadiractina (AZA), lupeol (LUP), amirina (AM) e sitosterol (SIT) revelada em vanilina sulfúrica; B) CCD com amostras de *A. indica*, *C. odorata*, azadiractina e mexicanolideo (ME) revelada em vanilina sulfúrica; C) CCD com amostras de *A. indica*, *C. odorata* e azadiractina revelada em vanilina sulfúrica, em 100% DCM ..... 82
- Figura 08. A) CCD revelada com amostras de *D. amazonica* (TB), rotenona (ROT), lupeol (LUP), amirina (AM) e sitosterol (SIT) revelada em luz UV 254 nm; B) CCD revelada com amostras de *D. amazonica* (TB), rotenona (ROT), lupeol (LUP), amirina (AM) e sitosterol (SIT) revelada em vanilina sulfúrica .....83
- Figura 09. Frações obtidas pela cromatografia em coluna cromatográfica tipo filtrante.....85

## LISTA DE FIGURAS

Figura 10. A) CCD das frações de *D. amazonica* obtidas por coluna cromatográfica tipo filtrante revelada em UV 254 nm: 1, 2, 3, 4, 5 e ROT; B) 5, 6, 7, 8, 9 e ROT; C) 9, 10, 11, 12, 13A, 13B; D) 13A, 13B, 13B2, 14, 15 e ROT.....85

Figura 11. A) CCD das frações de *D. amazonica* obtidas por coluna cromatográfica tipo filtrante revelada em vanilina sulfúrica: 1, 2, 3, 4, 5 e ROT; B) 5, 6, 7, 8, 9 e ROT; C) 9, 10, 11, 12, 13A, 13B; D) 13A, 13B, 13B2, 14, 15 e ROT; E) 15, 16, 17, 18, 19 e ROT; F) 19, 20, 21, 22, 23 e ROT.....86

Figura 12. Frações obtidas pela cromatografia em coluna cromatográfica tipo flash .....87

Figura 13. A) CCD das frações de *D. amazonica* obtidas por coluna cromatográfica tipo flash revelada em UV 254 nm: 9, 10, 11, 12, 13 e ROT; B) 13, 14, 15, 16, 17 e ROT; C) 17, 18, 19 e ROT; D) 19, 20, 21, 22, 23 e ROT.....88

Figura 14. A) CCD das frações de *D. amazonica* obtidas por coluna cromatográfica tipo flash revelada em vanilina sulfúrica: 1, 2, 3, 4, 5 e ROT; B) 5, 6, 7, 8, 9 e ROT; C) 9, 10, 11, 12, 13 e ROT; D) 13, 14, 15, 16, 17 e ROT; E) 17, 18, 19 e ROT; F) 19, 20, 21, 22, 23 e ROT.....89

## LISTA DE TABELAS

Tabela 01.1 Meliáceas utilizadas nos bioensaios (Screening Aquoso). Coleta realizada no período de março a julho de 2017 na Região Metropolitana de de Manaus/AM.....	50
Tabela 01.2 Timbós utilizados nos bioensaios. Coleta realizada no período de janeiro a junho de 2015 na Região Metropolitana de de Manaus/AM.....	51
Tabela 02. Amostras de mosca-branca enviadas ao Laboratório de Entomologia para identificação molecular.....	61
Tabela 03. Médias ( $\pm$ EP) de mortalidade dos extratos aquosos de meliáceas na concengração de 5% sobre a mosca-branca, <i>B. tabaci</i> .....	62
Tabela 04. Médias ( $\pm$ EP) de mortalidade dos extratos aquosos de raízes de timbó na concentração de 5% sobre a mosca-branca, <i>B. tabaci</i> .....	65
Tabela 05. Médias ( $\pm$ EP) de mortalidade com o uso de extratos aquosos de diferentes plantas inseticidas na concentração de 5% sobre a mosca-branca, <i>B. tabaci</i> .....	68
Tabela 06. Rendimento dos extratos orgânicos de <i>A. indica</i> , <i>C. odorata</i> e <i>D. amazônica</i> .....	70
Tabela 07. Médias ( $\pm$ EP) de mortalidade de <i>B. tabaci</i> e CL <sub>50</sub> com o uso de extratos orgânicos de raízes de <i>Deguelia amazonica</i> (Amostra 9) .....	72
Tabela 08. Médias ( $\pm$ EP) de mortalidade com o uso de extratos orgânicos das folhas de <i>Cedrela odorata</i> L. e <i>Azadirachta indica</i> A. em HEX, DCM e MeOH sobre a mosca-branca, <i>B. tabaci</i> , na concentração de 0,86%.....	73
Tabela 09. Médias ( $\pm$ EP) de mortalidade com o uso de extratos orgânicos das raízes de <i>Deguelia amazonica</i> (Amostra 9) em HEX, DCM e MeOH, na concentração de 0,86% sobre a mosca-branca, <i>B. tabaci</i> .....	75
Tabela 10. Postura média e porcentagem de repelência da mosca-branca, <i>B. tabaci</i> com o uso do óleo de andiroba, <i>C. guianensis</i> sob diferentes concentrações do extrato.....	78
Tabela 11. Médias ( $\pm$ EP) de mortalidade da mosca-branca, <i>B. tabaci</i> com o uso de diferentes concentrações de óleo <i>Carapa guianensis</i> .....	80
Tabela 12. Rendimentos das frações do extrato HEX de raízes de <i>D. amazonica</i> em (HEX, DCM, MeoH) obtidos por cromatografia em coluna filtrante .....	84
Tabela 13. Rendimentos das sub-frações da fração TBH13B2 das raízes de <i>D. amazonica</i> em (HEX, Acetato, DCM, MeoH) obtidos por coluna cromatográfica tipo flash .....	87

## SUMÁRIO

1. INTRODUÇÃO .....	16
2. REVISÃO DE LITERATURA .....	19
2.1. Mosca-branca, <i>Bemisia tabaci</i> (Hemiptera: Aleyrodidae) .....	19
2.1.1. Histórico no Brasil .....	19
2.1.2. Biologia e comportamento .....	20
2.1.3. Danos econômicos.....	22
2.2. Inseticidas botânicos .....	24
2.2.1. Metabólitos secundários .....	27
2.2.2. Meliáceas com potencial inseticida.....	29
2.2.2.1. Uso entomológico de extratos botânicos de meliáceas .....	31
2.2.2.2. Bioatividade de óleo de andiroba .....	33
2.2.3. Breve histórico do uso do timbó .....	36
2.2.3.1. Uso do timbó no controle de pragas.....	39
2.2.4. Aspectos botânicos, produção e pragas associadas a Couve, <i>Brassica oleraceae</i> var. <i>acephala</i> .....	39
3. MATERIAL E MÉTODOS .....	42
3.1. Local de estudo.....	42
3.2. Obtenção da mosca-branca - <i>Bemisia tabaci</i> .....	42
3.2.1. Confirmação taxonômica de <i>B. tabaci</i> por análise de DNA .....	43
3.3. Plantas hospedeiras .....	45
3.3.1. Infestação das plantas hospedeiras .....	47
3.4. Obtenção das plantas (meliáceas e timbós) com potencial inseticida .....	48
3.5. Descrição do local de coleta dos timbós .....	51
3.6. Processamento do material botânico coletado.....	52
3.7. Obtenção dos extratos .....	53
3.7.1. Extratos aquosos.....	53
3.7.2. Extratos orgânicos.....	53
3.8. Óleo de andiroba .....	54
3.9. Análise Química.....	54
3.9.1. Fracionamento cromatográfico .....	54
3.9.1.1. Cromatografia em camada delgada – CDD.....	54

3.10.	Colunas cromatográficas .....	55
3.11.	Aplicação dos extratos .....	56
3.12.	Avaliação dos bioensaios .....	57
3.13.	Análise de dados.....	57
4.	RESULTADOS E DISCUSSÃO .....	61
4.1.	Identificação da mosca-branca, <i>Bemisia tabaci</i> biótipo B .....	61
4.2.	<i>Screening</i> dos extratos aquosos das meliáceas.....	62
4.3.	Experimento piloto – <i>Screening</i> timbó.....	64
4.4.	Comparação entre extratos aquosos das meliáceas e timbó .....	67
4.5.	Rendimento dos extratos orgânicos.....	69
4.6.	CL <sub>50</sub> timbó.....	71
4.7.	Extrato orgânico das meliáceas .....	72
4.8.	Extrato orgânico do timbó.....	74
4.9.	Repelência da mosca-branca, <i>B. tabaci</i> com o uso do óleo de andiroba, <i>Carapa guianenses</i> . .	76
	Figura 06. Postura total de ovos da mosca-branca, <i>B. tabaci</i> , em relação às diferentes concentrações do óleo de andiroba, <i>C. guianenses</i> .....	77
4.10.	Mortalidade da mosca-branca, <i>B. tabaci</i> com o uso do óleo de andiroba, <i>C. guianenses</i> sob diferentes concentrações do extrato .....	79
4.11.	Análise química.....	81
4.11.1.	Cromatografia de camada delgada dos extratos orgânicos de <i>A. indica</i> e <i>C. odorata</i> .....	81
4.11.2.	Cromatografia de camada delgada do extrato orgânico de <i>D. amazônica</i> .....	82
4.11.3.	Fracionamento cromatográfico: coluna cromatográfica tipo filtrante .....	83
4.11.4.	Cromatografia em camada delgada das frações obtidas pela coluna cromatográfica tipo filtrante	85
4.11.5.	Fracionamento cromatográfico: coluna cromatográfica tipo flash.....	86
4.11.6.	Cromatografia em camada delgada das sub-frações obtidas pela coluna cromatográfica tipo filtrante	88
5.	CONCLUSÕES.....	93
6.	REFERÊNCIAS .....	94

## 1. INTRODUÇÃO

A mosca-branca (*Bemisia tabaci* (Gennadius, 1889)) (Hemiptera: Aleyrodidae) está entre as principais pragas de diversas culturas, ganhando destaque no Brasil no começo dos anos 90 quando o biótipo B foi identificado atacando uma grande variedade de culturas, principalmente as olerícolas (VILLAS-BÔAS et al., 1997).

Esta espécie pode ser encontrada em regiões subtropicais e temperadas e é capaz de utilizar mais de 500 plantas como hospedeiras (FRANÇA et al., 1996). É uma praga que pode causar enormes prejuízos em culturas de importância econômica. Em culturas como a couve, os danos começam pela sucção da seiva, reduzindo o vigor das plantas e sua produtividade. A excreção de substâncias açucaradas (*Honeydew*) favorecem o aparecimento da fumagina que atrapalha a fotossíntese (GALLO et al., 2002; HAJI et al., 2004).

Os principais danos estão relacionados à transmissão de geminivírus, caracterizados pelos sintomas de nanismo severo, enrolamento das folhas, intensa clorose e diminuição da produção de grãos, podendo causar até 100% de perda no campo (CARNEIRO et al., 1999; VALLE e LOURENÇÃO, 2002).

Em diversos países, as perdas causadas por esta praga chegam a atingir 100% das produções, causando um elevado índice de desemprego (FERREIRA e AVIDOS, 1998) devido à redução no setor de produção de muitas culturas de importância econômica. O combate a essa praga vem sendo realizado em sua maior parte com o uso de inseticidas, contudo, a utilização contínua dessa prática trouxe problemas como a resistência da praga a aos inseticidas, a toxicidade e contaminação por resíduos destes produtos (TAKAHASHI, 2005).



O controle da mosca-branca é difícil devido a espécie apresentar fácil adaptação a diferentes ambientes, rapidez no desenvolvimento de resistência a grupos químicos de inseticidas e muitos hospedeiros, sendo eles plantas cultivadas, daninhas e silvestres. O uso de extratos de plantas com propriedades tóxicas a *B. tabaci* vem sendo muito estudado para o manejo alternativo desta praga (ALENCAR et al., 2004).

A produtividade sustentável depende de alternativas aos inseticidas químicos convencionais, e que sejam compatíveis com o MIP, sendo menos tóxicos e com menor despejo de resíduos no ambiente. O desenvolvimento compartilhado de programas com sistemas de aprimoramento na gerência de pragas torna-se essencial para identificação, supressão e/ou erradicação de pragas invasivas (tradução nossa) (CAVALCANTE, 2006; ROY; MURALEEDHARAN, 2014; DAANE et al., 2018).

Os bioextratos são substâncias resultantes do metabolismo secundário das plantas que segundo estudos químico-ecológicos, executam importante papel nas relações inseto-planta (VIGLIANCO et al., 2008). Essas substâncias podem ser obtidas das diversas partes da planta (folha, fruto, caule ou raiz) e cuja função aparenta ser de defesa das espécies vegetais contra os insetos herbívoros (TAVARES e VENDRAMIM, 2005). Existe, portanto, um grande interesse em se realizar pesquisas em relação a esses extrativos vegetais, justificado também pelo incentivo econômico em se obter novos produtos e subprodutos de valor comercial (KLOCK et al., 2005).

Entre as famílias de espécies botânicas, as meliáceas aparecem como plantas potencialmente promissoras para testes no controle de pragas. Pesquisas têm demonstrado que na família Meliaceae, além de *Azadirachta indica* A. Juss, outras espécies possuem potencial inseticida para o controle de pragas em grandes culturas de importância econômica como do

tomateiro e hortaliças em geral, tais como *Melia azedarach* L. (BRUNHEROTTO e VENDRAMIM, 2001) e *Trichilia pallida* Swartz (THOMAZINI et al., 2000).

Os timbós (Fabaceae) também aparecem como alvo de estudos devido à toxicidade de suas raízes, proveniente de substâncias bioativas sobre várias espécies (principalmente as ectotérmicas). Entre elas, a mais conhecida e estudada é a rotenona (LIMA, 1987), cujo o uso já foi demonstrado ser eficiente no controle de diversas pragas.

O uso de extrativos de plantas com potencial inseticida no controle de pragas e de suas substâncias, como modelo para compostos sintéticos, estimulam o interesse de estudos que buscam o desenvolvimento de alternativas de maior seletividade no combate a pragas com menores impactos negativos ao ambiente (SILVA, E. P., 2010). Apesar do interesse crescente, ainda são poucos os estudos com meliáceas e timbós da região amazônica no controle de pragas agrícolas.

Este trabalho teve como objetivo avaliar a atividade inseticida de extratos botânicos de diferentes plantas da família meliácea (aquosos, orgânicos e óleo fixo de andiroba) e de timbós (Fabaceae) (aquosos e orgânicos) encontrados na região amazônica no controle da mosca-branca, *B. tabaci*, em condições de semi-campo.

Para isso, buscou-se selecionar plantas promissoras (*screening*) e utilizar o melhor extrator para substâncias ativas com potencial inseticida. Foram realizados bioensaios para avaliação dos efeitos de repelência e mortalidade do óleo de andiroba sobre a ninfa da mosca-branca; assim como a ação de contato dos extratos das demais meliáceas e do timbó. Análises químicas também foram utilizadas com o intuito de se identificarem as substâncias do melhor extrato para uma possível recomendação em campo.

## **2. REVISÃO DE LITERATURA**

### **2.1. Mosca-branca, *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae)**

#### **2.1.1. Histórico no Brasil**

*B. tabaci* teve seu primeiro registro na Grécia em 1889, encontrada em plantas de fumo. Já em meados dos anos 80 nos Estados Unidos, foi identificado o biótipo B dessa espécie (*Bemisia tabaci* biótipo B) também conhecida como *Bemisia argentifolli* (EMBRAPA, 2009), adaptando-se rapidamente a diversas plantas que passaram a servir de hospedeiras, causando grandes danos. No Brasil tem-se o conhecimento do gênero *Bemisia* desde 1923 (BONDAR, 1928).

Segundo Lourenção e Nagai (1994) a importação por comerciantes paulistas da planta ornamental poinsettia (*Euphorbia pulcherrima*) no final de 1990, provavelmente infestada com ninfas de *B. tabaci* biótipo B, introduziu este inseto no país. A partir de São Paulo se disseminou rapidamente por quase todos os Estados brasileiros.

Ao redor do mundo já foram identificados 33 biótipos da mosca-branca, sendo sugerido que *B. tabaci* é um complexo de pelo menos 24 espécies crípticas (morfologicamente idênticas, mas geneticamente diferentes) isoladas reprodutivamente entre si, em contínua evolução. Em território brasileiro pelo menos três espécies de *B. tabaci* foram identificadas: Middle East-Ásia Minor 1 - MEAM1 (biótipo B), New World e New World 2 (biótipo A) e a Mediterranean - MED (biótipo Q) (RIZENTAL et al., 2017).

O biótipo B da espécie é considerado o mais agressivo e virulento, devido a fácil adaptação a novas plantas hospedeiras e a condições climáticas diversas (VILLAS-BÔAS et al., 1997). Após a introdução do Biótipo B no início da década de 90, a espécie vem se tornando mais importante a cada safra (LIMA; LARA, 2004). Esta praga está totalmente

disseminada no Brasil, causando danos principalmente em culturas como o feijão, a soja e hortaliças em geral (SILVA, A.G.et al. 2017).

### **2.1.2. Biologia e comportamento**

As moscas-brancas são pequenos insetos, tendo os adultos medindo de 1 a 2 mm de comprimento e 0,36 a 0,51 mm de largura; a fêmea é maior que o macho, possuindo ambos o dorso amarelo-pálido e as asas brancas (SOUZA e VENDRAMIM, 2000a). Apesar do nome popular *B. tabaci* não é uma mosca, pois não pertence à ordem Diptera e sim a ordem Hemiptera (a mesma dos pulgões, cigarrinhas e percevejos).

Os ovos de *B. tabaci* são piriformes, de 0,18 a 0,21 mm de comprimento a 0,06 a 0,09 mm de largura, sendo inicialmente brancos e tornam-se vermelho-amarelados a tons similares a cor de café quando estão próximos à eclosão. Podem ser colocados isoladamente ou em grupos no tecido foliar na face abaxial das folhas mais jovens, para que fiquem protegidos contra o vento e dessecação (SIMMONS, 1994).

São sugadores de seiva, com aparelho digestivo diferenciado em “câmara-filtro” (mecanismo que permite a sucção contínua de seiva, aproveitando apenas um suco concentrado) (CAMARGO et al., 2011), permitindo que o excesso de alimento sugado seja excretado em forma de gotículas adocicadas chamadas de *honeydew* (GALLO et al, 2002).

Na família Aleyrodidae a metamorfose passa por cinco estádios até a emergência do adulto: ovo, primeiro instar (ninfa I, ativos e sem asas), ninfa II, ninfa III, ninfa IV (inativos e sésseis, em forma de escama e com asas desenvolvidas internamente). A parte final da ninfa IV é chamada de “pupa”, “falsa pupa” ou “ninfa T” (dependendo do autor) (BORROR e DELONG, 2015).

Dentre os quatro instares da mosca-branca (fase imatura) apenas o primeiro é móvel, com os demais permanecendo imóveis, mas sempre se alimentando. No quarto instar o inseto alimenta-se apenas no início, quando cessa sua alimentação e parece “sofrer mudanças morfológicas”, contudo, ele não sofre qualquer tipo de metamorfose que caracterize a passagem para um novo estágio (BROWN et al., 1995). Do último instar larval até a fase de pupa, a “muda” ocorre dentro do último tegumento ninfal sendo uma metamorfose essencialmente completa (chamada anteriormente de neometabolia), enquanto na maioria dos hemípteros é simples, existindo uma tendência de denominar como hemimetabolia qualquer metamorfose incompleta, desconsiderando suas particularidades (GALLO et al., 2002; BORROR e DELONG, 2015).

Entre os fatores que podem afetar o desenvolvimento da mosca-branca, destacam-se: a planta hospedeira e a temperatura. Quando eclodem do ovo, as ninfas I (único estágio móvel na fase de ninfa, com média de 0,17 mm) (LIMA et al., 2001) locomovem-se sobre o limbo foliar por um período que varia entre uma e várias horas, até que encontrem um local adequado para sua fixação onde inserem seu aparelho bucal e atingem o floema da planta, permanecendo inativos e sésseis até a emergência na fase adulta (BYRNE e BELLOWS-JUNIOR, 1991).

O ciclo da *B. tabaci* pode variar conforme a temperatura, durando cerca de 15 a 25 dias entre temperaturas de 25 e 27°C (conforme a planta hospedeira e condições ambientais), com média de oito dias de incubação (ovos) e de 12 a 21 dias para sua fase ninfal, em épocas com temperaturas mais baixas, o ciclo pode durar entre 34 e 37 dias, com média de 13 dias de incubação e 22 dias de fase ninfal. Em climas mais frios a porcentagem de eclosão pode variar entre 92 e 99% e em temperaturas mais altas essa eclosão atinge facilmente os 100% (WAGNER, 1995; ORIANI et al., 2011; TOSCANO et al., 2016).

### 2.1.3. Danos econômicos

Esta praga vem afetando as lavouras de soja, feijão, algodão e várias hortaliças em diversas regiões do Brasil, principalmente no Cerrado brasileiro (EMBRAPA, 2016). Em lavouras no Mato Grosso, muitos produtores têm enfrentado problemas com o aumento da população de mosca-branca (*B. tabaci*) no final da safra de soja (EMBRAPA, 2014).

Estados como o Mato Grosso do Sul, Bahia e Goiás, tem aumentado consideravelmente as aplicações de inseticidas para o controle da mosca-branca, muitas vezes de maneira errada e abusiva. Em plantas como a soja, o inseto é transmissor do vírus da “necrose-da-haste” do grupo dos carlavírus, que com a evolução dos sintomas pode levar a planta à morte (OLIVEIRA et al., 2000). No feijoeiro além da alteração no desenvolvimento vegetativo, a transmissão do vírus do mosaico dourado, o *Bean Golden Mosaic Virus* (BGMV) gênero *Begomovirus*, causa enormes perdas nas produções, com sorte as perdas chegam a 40%, não sendo difícil a perda total da lavoura, aumentando o preço final do produto (FARIA et al., 1996; Embrapa, 2015). Outro *Begomovirus*, o *Tomato Golden Mosaic Virus* (TGMV), também transmitido pela *Bemisia tabaci*, ocasiona prejuízos enormes em plantios de tomate alcançando perdas econômicas de até 100% na produção (FARIA et al, 2000).

Em Brássicas, os danos causados pela mosca-branca se iniciam pela sucção da seiva, reduzindo o vigor das plantas, bem como sua produtividade. A excreção de substâncias açucaradas (*Honeydew*) favorecem o aparecimento da fumagina que são fungos que recobrem a superfície foliar e atrapalham a fotossíntese, em culturas como o brócolis por exemplo, causam um dano chamado de talo branco, onde o caule fica embranquecido (GALLO et al.,2002; HAJI et al., 2004). Contudo, é o dano indireto que pode causar perdas irreparáveis, pois para diversas culturas além das Brássicas, os principais danos estão relacionados à

transmissão de geminivírus, caracterizados pelos sintomas de nanismo severo, enrolamento das folhas, intensa clorose e diminuição da produção de grãos, podendo causar até 100% de perda no campo (CARNEIRO et al., 1999; VALLE; LOURENÇÃO, 2002).

Alternativas de controle também podem ser utilizadas visando à manutenção do nível das moscas-brancas de maneira que a população não prejudique o desenvolvimento das culturas (SILVA A.G. et al., 2017). Entre essas alternativas estão o controle cultural, consistindo no emprego de práticas agrícolas, destacando-se práticas como o vazio sanitário entre culturas, plantios de mudas saudáveis, utilização de barreiras vivas, e manejo de plantas daninhas (LOURENÇÃO, 2010).

No controle químico, diversos produtos já foram utilizados e muitos substituídos devido à diminuição na eficácia, contudo, novos produtos continuam a ser lançados no mercado, como a clorantraniliprole (grupo químico da Diamida Antranilítica), uma nova molécula disponibilizada em 2016, como uma ferramenta para a rotação de culturas e alternância de ingredientes ativos, visando o manejo da resistência da *B. tabaci* (SILVA, A.G. et al., 2017) e o controle biológico, com predadores naturais, fungos e até ácaros como o utilizado por Cavalcante (2014), que testou o ácaro *Amblyseius swirskii* importado da República de Benim e da Holanda no controle de *B. tabaci*, e concluiu que o uso desse ácaro seria viável como alternativa de controle para a mosca-branca no Brasil.

Em várias culturas o ataque de *B. tabaci* pode ocasionar perdas irreparáveis na produção. A busca por meios de controle que sejam eficazes e que sejam de menores riscos de contaminação ao ambiente por produtos tóxicos, impulsionam pesquisas pelo mundo que visam desenvolver alternativas para um controle barato e efetivo da mosca-branca.

## 2.2. Inseticidas botânicos

Estudos com extratos vegetais para o controle de pragas são cada vez mais frequentes por se apresentarem como uma alternativa aos produtos sintéticos desenvolvidos para a agricultura, sendo que estes últimos podem ocasionar intensidades diferentes de toxicidade em sua aplicação, que dependendo do nível (geralmente quando feito de maneira indiscriminada) podem causar grandes danos ao ambiente. Além disso, tais produtos podem ser onerosos, elevando o custo da produção, fazendo com que outras possibilidades comecem a ser exploradas para que alternativas possam surgir e oferecer caminhos para o manejo em sistemas de produção agrícola.

Um desses caminhos é o estudo de plantas com potencial inseticida, para o preparo de extratos botânicos que possam agir sobre determinado inseto e propiciar um controle sobre sua população. Contudo, é uma prática antiga fazer o uso de plantas com propriedades inseticidas no controle de pragas (GALLO et al., 2002), e seu uso era bastante comum nos países tropicais antes da industrialização dos inseticidas sintéticos (ROEL et al., 2000).

Por volta de 2.000 a. C., os indianos faziam o uso de inseticidas botânicos no controle de pragas. No Egito durante a época dos Faraós e na China por volta do ano de 1.200 a.C., já se fazia o uso de inseticidas derivados de plantas para o controle de pragas de grãos armazenados. No século 16 os europeus já usavam variadas plantas para realização do controle de pragas (THACKER, 2002).

Na primeira metade do século XX o uso do pó das raízes de timbós da Amazônia que continham cerca de 5% de rotenona (considerada principal substância ativa das raízes), era exportado em massa para os Estados Unidos para aplicação em controles de pragas nas lavouras (HOMMA, 2014). Porém, foi após o fim da 2ª Guerra Mundial, com o advento dos inseticidas organossintéticos que o uso de inseticidas botânicos foi consideravelmente



reduzido (THACKER, 2002), sendo gradualmente substituídos devido as suas variações na eficiência do controle, diferenças nas concentrações dos ingredientes ativos entre plantas e especialmente, por causa de seus baixos efeitos residuais, que apontavam à necessidade de um número variado de aplicações em períodos curtos (MACHADO et al., 2007).

Contudo, o uso frequente e indiscriminado de produtos químicos acaba por acarretar altos níveis de resíduos tóxicos em alimentos, além de desequilíbrio biológico, contaminações ambientais, intoxicações de pessoas e animais, ressurgência de pragas, surtos de pragas secundárias e o aparecimento de linhagens de insetos resistentes (SAXENA, 1989). Deste modo, os extratos de plantas inseticidas surgem neste cenário como objeto de pesquisa, estudados como alternativa no manejo integrado de pragas (MIP).

Produtos naturais extraídos de plantas normalmente são substâncias bioativas compatíveis com o MIP, podendo ser dessa forma, um forte aliado a outros métodos de controle de insetos, reduzindo os efeitos negativos ocasionados pela aplicação descontrolada de inseticidas organosintéticos (TORRES et al., 2006).

Segundo Wiesbrook (2004) os inseticidas botânicos podem ser processados de três maneiras: a partir do material bruto da planta moído a pó; extratos de resinas de plantas, e/ou formulados em concentrações líquidas; e isolamento dos produtos químicos puros obtidos de plantas por extração ou destilação.

Os compostos produzidos pelas plantas podem ter ação inseticida, atuando de diversas formas, principalmente quando se encontra em sinergia com outras substâncias, podendo interferir no ciclo de vida dos insetos inibindo a sua alimentação, provocando alterações no crescimento e desenvolvimento, diapausa e nos padrões de comportamento (MENEZES, 2005).

De acordo com Mariconi (1963) e Júnior (2003) uma substância química só é classificada como inseticida quando apresenta toxicidade apenas aos insetos indesejados e em

baixas concentrações, fácil aquisição e aplicação, custo oportuno e não ter efeito cumulativo em humanos e animais domésticos.

No entanto, Wiesbrook (2004) afirma que considerar um inseticida natural ou botânico não seja tóxico para mamíferos, outros animais e insetos é um equívoco, uma vez que vários inseticidas a base de plantas são registrados com a DL 50 (Dose letal utilizada para matar 50% da população teste expressa em mg/kg) inferior, ou seja, mais tóxica que inseticidas industriais como carbaryl (DL50 = 850 mg/kg) e malathion (DL50 = 885 – 2.800 mg/kg). São exemplos disto a nicotina (DL50 = 50–60 mg/kg) e a rotenona (DL50 = 60–1.500 mg/kg).

O mesmo autor pondera que na maioria dos casos os inseticidas botânicos ainda são menos tóxicos que os sintetizados industrialmente, como por exemplo, o nim (DL50 = 13.000 mg/kg), linalol DL50 = 2.440–3.180 mg/kg, limoneno (DL50 = >5.000 mg/kg), piretrina (DL50 = 1,200 – 1,500 mg/kg).

Segundo Kathrina e Antonio (2004), os mecanismos de ação dos inseticidas botânicos podem ser de ação tóxica, repelente ou antialimentar (afetam o sistema nervoso e os afastam da planta); ação sobre órgãos ou moléculas alvos (quando atingem o sistema neuroendócrino e metabolismo respiratório) ou por fim, os que possuem ação por contato ou ingestão (são absorvidos e agem na pele/sistema respiratório).

Wiesbrook (2004) considera vantajosa a utilização de inseticidas botânicos, uma vez que eles possuem rápida degradação, ação, baixa toxicidade a mamíferos, seletividade a praga-alvo e baixa ação fitotóxica. Em contrapartida são mais caros, com disponibilidade geralmente restrita e com poucos dados confiáveis em termos de eficácia e toxicidade em longo prazo.

O número de plantas estudadas com atividade inseticida é extenso, com ênfase nas espécies das famílias Meliaceae, Rutaceae, Asteraceae, Annonaceae, Labiatae e Canellaceae, consideradas entre as mais prósperas neste segmento de pesquisa (JACOBSON, 1989), bem

como os timbós, com comprovação científica de seus efeitos de controle, por exemplo, sobre *Musca domestica* L., (COSTA et al., 1997), *Aleurocanthus Woglumi* Ashby (PENA, 2012) e sobre *Bemisia tabaci* (JESUS et al., 2013). Na região amazônica podemos encontrar várias espécies da família meliácea e outras várias espécies denominadas de timbó, as quais ainda precisam ser testadas na forma de extratos botânicos para a avaliação de seus efeitos no controle de pragas-chaves na região amazônica.

### **2.2.1. Metabólitos secundários**

As plantas são capazes de sintetizar e emitir uma grande variedade de compostos com a função de atrair polinizadores e de se defender de herbívoros (SIMAS, 2014). Várias substâncias sintetizadas no metabolismo secundário das plantas podem ter algum tipo de atividade que poderão ser empregadas no controle biológico de inseto-pragas e plantas invasoras, atuando como inseticidas ou herbicidas (SILVA, C.P. et al., 2017).

Acredita-se que os fitoquímicos surgiram como mecanismo de proteção dos vegetais há milhares de anos atrás. Isto se deve ao fato de que a liberação de oxigênio na atmosfera pelas plantas aumentou concentração de oxigênio reativo e como forma de proteção desenvolveram substâncias antioxidantes, incluindo os fitoquímicos, o que permitiu a sua perpetuação no ambiente terrestre (SHAHIDI, 1997).

Edwards e Wratten (1981) afirmam que a coevolução entre plantas e insetos contribuiu para a manifestação de mecanismos de defesa por parte dos vegetais, tanto físicos (paredes rígidas, peludas, cerosas e/ou espinhosas) quanto químicos (produção de substâncias secundárias que não atuam no metabolismo basal) tornando estes organismos dotados de barreiras. Tal fato corroborou para que apesar da vasta gama de insetos existentes, apenas

uma fração de ordens possui hábitos exclusivamente fitófagos, os quais podem ser citados: Orthoptera, Phasmatodea, Hemiptera, Thysanoptera, Coleoptera, Diptera, Lepidoptera e Hymenoptera.

As variadas ordens de substâncias produzidas pelas plantas são divididas em metabólitos primários (com finalidade estrutural e de acúmulo de energia) e secundários (sem associação com o desenvolvimento do vegetal) (TAIZ e ZEIGER, 2006). Teoricamente todo vegetal pode vir a produzir metabólitos secundários, entretanto esse mecanismo é mais observado em espécies que não foram domesticadas (SOUZA FILHO e ALVES, 2002).

A capacidade das plantas em sintetizar substâncias de baixo peso molecular e voláteis está geralmente associada a diversas estratégias de sobrevivência, tais como a polinização, defesa contra predadores, inibição de germinação e adaptação às condições desfavoráveis. Tais substâncias são denominadas como óleos essenciais ou aromáticos. Diversos estudos caracterizam a atuação dos óleos essenciais como inseticidas naturais, herbicidas e fungicidas (SOUZA FILHO et al., 2009; KNAAK e FIUZA, 2010; SANTOS et al., 2010).

Os metabólitos secundários são classificados em terpenos, compostos fenólicos e componentes contendo nitrogênio. Os terpenos são formados pela associação de moléculas de isopentenilpirofosfato, dando origem aos monoterpênicos (são voláteis, utilizados na atração de insetos, por exemplo, o limoneno e o mentol, e na repelência, os piretróides), sesquiterpenos (a maioria é volátil, envolvida nos mecanismos de defesa das plantas tornando-as menos atrativas, e atuam como fitoalexinas), diterpenos (se associam à gibberelina e atuam na germinação de sementes, outros têm importância farmacológica), triterpenos (as saponinas atuam na defesa contra agentes bióticos) e os tetraterpenos (atuam na captação de luz na fotossíntese e na dissipação de radicais livres, são exemplos o carotenóides) (VIZZOTTO et al., 2010).

### 2.2.2. Meliáceas com potencial inseticida

Buscando atenuar os efeitos dos produtos químicos sintéticos, assim como desequilíbrios ecossistêmicos, poluição ambiental, efeito sobre organismos não-alvos e surgimento de organismos resistentes, novas alternativas para o manejo de pragas vem sendo investigadas, ocupando lugar de destaque àquelas que priorizam a utilização de plantas bioativas sob a forma de extratos e óleos que se integram com o MIP (LOVATTO et al., 2012; SILVA e BRITO, 2015).

Diversas espécies incluindo as da família meliácea têm demonstrado uma amplitude de atividades sobre diversos organismos, configurando-se como uma opção viável para o manejo alternativo de componentes indesejados em sistemas de cultivo (LOVATTO et al., 2012; SILVA, C.P.et al, 2017).

As plantas pertencentes à família Meliaceae podem ser diferenciadas da família Sapindaceae pela presença de nectários extraflorais nos pecíolos e ráquis. As folhas quando secas exalam um cheiro desagradável, forte e adstringente, como o cheiro característico das *Cedrellas*. A flor pode ser reconhecida pela presença do tubo estaminal, característico da família. As flores são perfumadas, oferecem néctar e são visitadas por abelhas, sendo os frutos cápsulas, raramente baga ou drupa, com sementes aladas ou arilo carnosos, dispersadas pelo vento, por aves e outros animais. Meliáceas também têm sido usadas para a obtenção de madeira, principalmente o cedro (*Cedrela*), mogno (*Swietenia*) e andiroba (*Carapa*) (PENNINTON e SPINCHER, 1999).

O óleo de andiroba, extraído das sementes, é muito usado como repelente, anti-inflamatório e anti-infeccioso, na fabricação de velas, sabões e cremes, como cicatrizante e emoliente, o que gera uma demanda de busca de indústrias farmacêuticas e de cosméticos (MATOS, 1998; PENNINTON; SPINCHER, 1999; SILVEIRA, 2003; MELO et al., 2011). O

córtex de *Cedrela*, *Guarea* e *Trichilia* spp. é utilizado na fabricação de inseticidas, medicamentos e corantes (PENNINTON e SPINCHER, 1999).

Muitos autores ao estudarem espécies dessas famílias destacam resultados positivos com *Azadirachta indica* A. Juss. (Nim) e *Melia Azaderach* L. (Cinamomo) no controle de diversas pragas, ambas possuindo como metabólito secundário majoritário a azadiractina, um limonóide com baixa toxicidade ambiental que apresenta diferentes modos de ação biológica, compatível de ser incorporado aos sistemas produtivos sustentáveis (LOVATTO et al., 2012; SILVA, C.P. et al, 2017).

Limonóides são tetranotriterpenóides que possuem um triterpeno como precursor, que ao originá-los perde quatro carbonos (SIMÕES et al., 2007), estes compostos podem não apenas causar a inibição da alimentação de insetos, como também inibir seu crescimento (MATIAS et al., 2002). Plantas da família meliácea são conhecidas por conterem compostos com ação inseticida, antialimentar e reguladora do crescimento (NAKATANI et al., 2004).

Existem inseticidas disponíveis no mercado que possuem azadiractina como seu principal componente, extraída e isolada de meliáceas como *A. indica* e *M. azedarach* (VIEGAS JÚNIOR, 2003).

A azadiractina afeta o funcionamento das glândulas endócrinas responsáveis pela metamorfose dos insetos, interferindo no desenvolvimento da ecdise, além de apresentar atividade fago-inibidora, antialimentar, repelente e inseticida (SIMÕES et al., 2007).

Espécies do gênero *Trichilia* também se destacam, (constituído de cerca de 230 espécies distribuídas amplamente na América Tropical), sendo investigadas por possuírem substâncias com atividade semelhantes a azadiractina, contudo com uma possível estrutura molecular mais simples, tornando sua síntese economicamente mais viável (RAMÍREZ et al. 2000; WHEELER et al. 2001).

Martinez (2002) aponta que as pesquisas com meliáceas em todo o Planeta têm apresentado resultados bastante animadores e devem ser estimuladas, de modo a reduzir os aspectos negativos encontrados (menor quantidade de matéria prima no caso de frutos e flores) utilizando, por exemplo, outras estruturas da planta como as folhas, ramos e raízes.

### **2.2.2.1. Uso entomológico de extratos botânicos de meliáceas**

Souza e Vendramim (2000b) desenvolveram pesquisas com os extratos aquosos de meliáceas sobre o biótipo B de *B. tabaci*, com o objetivo de testar seu efeito ovicida e apresentaram resultados promissores utilizando as folhas de *Melia azedarach* L. e ramos de *Trichilia pallida* Swartz em concentrações de 1 a 3%, mas que não afetavam a duração da fase imatura do inseto.

Extratos aquosos preparados com quantidades iguais de folhas e frutos de *Melia azaderach* sobre as folhas de feijoeiro em laboratório, apresentaram interferência na longevidade e desenvolvimento de imaturos de *B. tabaci*, com um bom nível deterrente, o que poderia servir no combate a transmissão do mosaico dourado do feijoeiro (NARDO et al. 1997, tradução nossa). Os frutos verdes de *M. azaderach* também foram muito efetivos sobre ovos e ninfas de *B. tabaci* biótipo B criada em tomateiro, seguidas dos extratos de folhas e frutos maduros (SOUZA e VENDRAMIM, 2001).

Mortalidades de 89% e 97,5% foram alcançadas sobre *Diabrotica speciosa* Germar (vaquinha) com o extrato de folhas e frutos de *Melia azedarach* no trabalho de Carvalho e Castro (1987), com o extrato de folhas causando a redução de consumo das folhas de couve-chinesa em 8%, e dos frutos inibindo totalmente o consumo alimentar da praga em laboratório, assim como no trabalho de Ventura e Ito (2000) que encontraram melhores

resultados de deterrência sobre *Diabrotica speciosa* com extratos de flores e frutos de *Melia azedarach*.

Pena (2012) ao testar extratos aquosos de meliáceas, observou bioatividade dos extratos de amêndoas de *A. indica* e de folhas de *M. azedarach* no controle da mosca-negra, *Aleurocanthus woglumi* (Ashby, 1915). Estas plantas inseticidas promissoras propiciaram mortalidades sobre *A. woglumi*, principalmente quando a extração foi feita com o solvente hexano, utilizando maceração a frio. Já o óleo de nim se mostrou eficaz no controle de *Tetranychus evansi* (SANTOS et al., 2017).

Extratos etanólicos de endocarpos de frutos maduros de *Melia azaderach* e *Azadiracta indica* apresentaram ação larvicida sobre larvas de terceiro e quarto estágio de *Aedes aegypti* (WANDSCHEER et al., 2004). O extrato de folhas e de folhas e ramos de *Melia azaderach* apresentou efeito antialimentar sobre *Helicoverpa armigera*, com resultados promissores sobre o comportamento deste inseto (ANDRADE et al., 2016)

*Trichilia pallida* Swartz se destacou por sua atividade tóxica sobre *Spodoptera frugiperda* J. E. Smith (lagarta-do-cartucho do milho), sendo citada como uma planta promissora após comparação em trabalhos com extratos aquosos de outras meliáceas (RODRÍGUEZ; VENDRAMIM, 1996; TORRECILLAS, 1997), e quando testado o extrato acetônico na fração extrato de etila de folhas e ramos de *Trichilia pallida*, foi obtida uma boa eficiência no controle de *S. frugiperda* (ROEL et al. 2000), assim como com *Trichilia silvatica*, com extrato hexânico na fração etanólica de folhas e ramos (TEIXEIRA et al., 2014).



### 2.2.2.2. Bioatividade de óleo de andiroba

A andiroba (*Carapa guianensis* Aubl.) pertence à família Meliaceae, caracterizada como uma árvore decídua, cujo dossel pode alcançar até 55 m, mas normalmente atinge entre 25 m e 30 m de altura e até 200 cm de diâmetro (FOURNIER, 2002). Há relatos que acusam uma grande variedade em seu uso, como por exemplo, analgésico, anti-inflamatório, cicatrizante e anti-infeccioso. (MATOS, 1998; PENNINTON; SPINCHER, 1999; SILVEIRA, 2003; AMBROZIN et al., 2006; TAPPIN et al., 2008; MELO et al., 2011). Esta planta apresenta também atividade inseticida sobre *Aedes aegypti* (MENDONÇA, 2005), repelente, (MIOT, 2004; FERNANDES, 2013), e atividade vermícida (FARIAS, 2010).

É sabido que as plantas encontradas em ambientes com altas temperaturas possuem maiores quantidades de óleos essenciais em seus tecidos, no entanto o calor excessivo pode favorecer a sua perda por transpiração ou redirecioná-los a outras rotas metabólicas. A alteração dos componentes dos óleos essenciais, seja devido a fatores abióticos ou não, pode interferir no seu poder de ação frente aos agentes fitopatogênicos (MORAIS, 2009).

Ainda conforme Morais (2009) torna-se ideal que os testes biológicos sejam realizados em conjunto com a caracterização fitoquímica, pois desta maneira se pode investigar se a atividade biológica se deve a um componente principal do óleo, ou se a sua ação se deve ao sinergismo com outros componentes. Este procedimento facilita os estudos com espécies promissoras e a fabricação de produtos mais eficientes, com baixo custo e menos danosos ao ambiente.

O manejo de fitopatógenos pelo uso de óleos essenciais pode ser considerado uma alternativa a utilização frente aos fungicidas comerciais, no entanto os princípios ativos naturais devem ser administrados de maneira análoga, com critérios bem definidos (MORAIS, 2009).

Fazolin et al. (2002) relatam que o óleo de andiroba nas concentrações 1,5% e 1,0% possui efeito repelente porém, não é capaz de causar a mortalidade de *Cerotoma tingomarianus* (vaquinha-do-feijoeiro). Do mesmo modo, Coitinho et al. (2006) constataram que o mesmo óleo não foi efetivo em promover a mortalidade dos adultos, porém apresentou resultados satisfatórios em termos de repelência e provocou a mortalidade total dos insetos emergentes. Sobre *S. fugiperda* o óleo de andiroba foi eficiente no controle com mais de 60% de mortalidade sobre os ovos, e mais de 90% sobre a larva (SANTOS et al., 2016).

A utilização de óleo de *C. guianensis* a 15% em nanoemulsões (emulsões com dois ou mais líquidos, um disperso e outro dispersante) com o objetivo de avaliar a repelência contra *Aedes Aegypti*, no trabalho de Oliveira (2008), apresentou a viabilidade desta prática, principalmente quando combinada a 5% óleo de copaíba (*Copaifera* sp.). A ação repelente dessas nanoemulsões quando combinadas pode chegar a 120 minutos.

Farias et al. (2012) afirmam que o óleo de andiroba é capaz de interferir na reprodução de três espécies de carrapatos (*Rhipicephalus microplus*, *Anocentor nitens* e *Rhipicephalus sanguineus*), pois obtiveram resultados satisfatórios tanto no tratamento das fêmeas nas proporções de 20%, 10%, 5%, 2,5% e 1,25%, chegando a uma máxima CL50 = 4,90, quanto no tratamento em ovos que foram submetidos às mesmas concentrações e chegaram a uma CL50 máxima = 5,698. Isto configura o uso do óleo como uma alternativa aos carrapaticidas convencionais. O óleo foi eficaz também contra adultos do parasita *Damalinia caprae*, causando mortalidade de 100% após uma hora de aplicação em concentrações superiores a 50% (FARIAS et al., 2017).

Armadilhas *McPhail* com solução atrativa a base de 5% proteína hidrolisada (Bioanastrepha™) associada a diferentes concentrações de óleo de andiroba, 0,5, 1% e 2%, respectivamente, foram instaladas em um pomar de feijoa (*Acca sellowiana*) com o objetivo de verificar a repelência contra *Anastrepha fraterculus* (espécie de mosca das frutas comum

no sul do Brasil) por Rosa et al. (2013) que constataram que a presença do óleo diminui a captura da praga, bem como as concentrações de 1 e 2% são as mais repelentes, sendo promissor nos testes com aplicação direta nas folhas ou frutos como forma de controle.

A atividade inseticida de extratos diclorometano e metanólico de *C. guianenses* (Aubl), obtidos a partir de 4g de folha, foi investigada por Inacio e Carvalho (2012) sobre cupins subterrâneos da espécie *Coptotermes gestroi*. Após o tratamento os insetos apresentaram sobrevivência de 12 dias (tratados com extratos de diclorometano) e 13 dias (extratos metanólicos), entretanto esses resultados quando comparados aos grupos controle compostos somente por diclorometano e metanol evidenciam o efeito residual tóxicos desses componentes, bem como a baixa eficiência de mortalidade do óleo de andiroba sobre *C. gestroi*. Quando comparado o extrato alcoólico do tegumento de andiroba em relação ao óleo essencial no controle de *Tenebrio molitor*, observa-se que óleo apresenta uma maior taxa de mortalidade em menor tempo de ação, com potencial alternativa de controle (LIMA et al., 2015).

Xavier (2009) ressalta que a capacidade de repelência do óleo de andiroba não é aplicada somente à insetos praga. Em um experimento analisando a toxicidade de *C. guianensis* em espécies de abelha constatou que o mesmo é tóxico para *Apis mellifera*, e para operárias da espécie *Tetragonistica anguslata*. Tal informação reafirma os cuidados a serem tomados na utilização de inseticidas botânicos, pois além de apresentarem toxicidade a alguns grupos de mamíferos, podem influenciar o ciclo de vida de insetos benéficos nos agroecossistemas.

### 2.2.3. Breve histórico do uso do timbó

Diversas plantas de cultura pré-colombiana são conhecidas como timbó na região amazônica, sendo estas utilizadas até hoje por indígenas na pesca, além de estudos de suas aplicações em combates a insetos, ectoparasitas de animais domésticos e peixes predadores em tanques de criação (LIMA, 1987; LOPES, et. al., 2014), sendo os timbós vermelho (*Derris urucu* (Killip et Smith) Macbride) e branco (timbó-macaquinho) (*Derris nicou* (Killip et Smith) Macbride), os de uso mais generalizado (CONCEIÇÃO et. al., 2002).

Além da América do Sul, essa prática também era bastante utilizada por tribos indígenas na Ásia e na África, quando os europeus tomaram conhecimento de seu uso (HOMMA, 2014). O botânico Georg Eberhard Rumpf descreveu em seu trabalho “Herbarium Amboinense”, publicado em 1741, três espécies de plantas venenosas para a captura de peixes, *Derris elliptica*, *Derris trifoliata*, e outra não identificada (ONGE, 2002). Suas raízes ao serem machucadas e agitadas na água acabam por produzir um suco leitoso com cheiro forte e peculiar, que faz com que os peixes percam o equilíbrio, subam atordoados à superfície ou nadem para as margens dos cursos d’água de maneira descontrolada, sendo apanhados de maneira fácil (LIMA, 1987). Segundo Rocha e Zoghbi (1982), destacam-se por sua toxicidade *Derris elliptica*, *Derris urucu*, *Derris nicou*, *Derris sericea*, *Derris amazonica*, *Derris rariflora* e *Derris floribunda*. As plantas do gênero *Derris* pertencem à família Fabaceae, subfamília Papilionidae (FIRMINO, 1998), e sua distribuição geográfica no Brasil ocorre no Norte (Amapá, Pará, Amazonas, Acre, Rondônia), Nordeste (Maranhão) e Centro-Oeste (Goiás) (FLORA DO BRASIL 2020, 2018).

Antes da II Guerra Mundial, o pó das raízes do timbó-urucu e macaquinho eram produtos de exportação da Amazônia. Os importadores faziam a extração da rotenona, com a

qual se preparavam variados produtos empregados no combate às pragas em lavouras (CAMINHA FILHO, 1940).

O interesse comercial pela raiz do timbó começou a aumentar no início do século XX, com os estudos sobre a identificação de seus princípios ativos e sua estrutura molecular, na mesma época em que o Japão se tornava um grande produtor de piretro (altamente tóxica a animais ectotérmicos, e praticamente inócua para animais endotérmicos) e Derris, tornando-se estratégico com o início da II Guerra Mundial (PEREZ, 1944).

No Brasil no início dos anos 50, inseticidas fosforados tentavam substituir o DDT, mas trabalhadores chegavam a utilizar os próprios braços para realizar a mistura dos produtos, se expondo a intoxicações. Durante os anos 50, o timbó começa a perder sua importância com a ascensão dos inseticidas sintéticos, com o Estado do Pará ainda se destacando como maior produtor nacional na época (135 t em 1959), mas com quantidades decrescentes na produção, seguido pela diminuição de importância no Estado do Amazonas (25 t em 1959), passando o Maranhão a ser o segundo produtor nacional (32 t em 1963) (HOMMA, 2014).

Em 1985, não há mais registros sobre a extração do timbó no Anuário Estatístico do Brasil, destacando apenas o Pará como único produtor (25 t). Contudo, o interesse sobre o timbó renasce em meados de 1984, quando o Centro de Pesquisa Agropecuária do Trópico Úmido - CPATU começou uma coleta de germoplasmas de plantas amazônicas pré-colombianas, estabelecendo um novo banco de germoplasmas para o timbó (COSTA, 1996), sendo o projeto encerrado em 1989, tendo coletado 1.093 plantas matrizes, entre elas várias espécies de timbó na região da Amazônia.

Em meio ao uso de inseticidas sintéticos e seus riscos, os timbós apresentam possibilidades no uso de suas raízes, através do pó ou de extratos de plantas, com princípios inseticidas, naturais e biodegradáveis, atuando como alternativa aos controles químicos, com a vantagem de poderem ser cultivados (COSTA e BÉLO, 1999).

As raízes de timbó têm como uma de suas principais características uma ação específica sobre animais ectotérmicos, os chamados animais de “sangue frio” (animais do grupo dos répteis e anfíbios, a maioria dos peixes e animais invertebrados, como os insetos), causada por substâncias já bem conhecidas, sendo a principal a rotenona, que normalmente aparece acompanhada de rotenóides como toxicarol, a deguelina e a tefrosina (LIMA, 1987).

Por serem os princípios mais ativos dos timbós, a rotenona (principal substância) e seus “satélites” acabam determinando o valor econômico dessas plantas, pois, dependendo do rendimento industrial dessas substâncias, podem-se visualizar as possibilidades agroindustriais de um timbó (CRAVERO et al., 1976; LIMA, 1987; ISMAN, 2006).

A rotenona é de todas essas substâncias o inseticida mais energético (LIMA, 1987). Sua ação ocorre como veneno de contato, estomacal e traqueal, reunindo os três métodos técnicos usados em combate às pragas (contato, envenenamento e asfixia) (CONCEIÇÃO et al., 2002). Quando atinge a cadeia respiratória mitocondrial bloqueia a transferência de energia entre moléculas (fosforilação da ADP e ATP), de modo que os peixes e insetos ficam extremamente suscetíveis (MASCARO et al, 1998).

A rotenona pura é comparável ao DDT e outros inseticidas sintéticos em termos de toxicidade aguda para os mamíferos (DL50 oral do rato é 132 mg kg<sup>-1</sup>), embora seja muito menos tóxico nos níveis observados em produtos formulados (ISMAM, 2006).

A extração de substâncias ativas das raízes de timbó com solventes orgânicos pode alcançar rendimentos de até 45% de rotenóides totais; A rotenona é comumente vendida como um pó contendo de 1% a 5% de ingredientes ativos para uso em casas e jardins, mas as formulações líquidas usadas na agricultura orgânica podem conter até 8% de rotenona e 15% de rotenóides totais (ISMAM, 2006).

### **2.2.3.1. Uso do timbó no controle de pragas**

O uso do timbó já foi testado e empregado em diversas atividades, por exemplo, seu extrato aquoso aplicado em pulverização é eficiente no combate ao piolho em búfalo (COSTA et al, 1986), no controle de *Musca domestica* (COSTA e BÉLO, 1999).

O cozimento das raízes de Derris já foi descrito como inseticida para árvores de noz-moscada, tratamento de piolhos e até para coceira, além do uso para combater carrapatos em lhamas, afídeos e outros insetos que infestavam animais (BURKILL, 1935; HOMMA, 2014).

Testes com concentrações de rotenona demonstraram sua toxicidade sobre *Spodoptera frugiperda*, se mostrando como alternativa no controle da lagarta (ALÉCIO et al., 2011).

Extratos orgânicos que já demonstraram efeito inseticida no controle de *Aleurocanthus woglumi* (PENA, 2012), *Helicoverpa armigera* (NETTO, 2016) e da própria *Bemisia tabaci*, com extratos de *Derris amazonica* (JESUS et al.,2013).

### **2.2.4. Aspectos botânicos, produção e pragas associadas a Couve, *Brassica oleraceae* var. *acephala***

Entre as olerícolas, a família Brassicaceae é a mais numerosa, totalizando 14 hortaliças folhosas, entre as quais se destacam pela importância econômica, o repolho (*Brassica oleracea* var. *capitata*), a couve-flor (*B. oleracea* var. *botrytis*), a couve-comum (*B. oleracea* var. *acephala*), o brócolis (*B. oleracea* var. *italica*) e a mostarda (*B. juncea*) (FILGUEIRA, 2008).

A couve-de-folha (*B. oleracea* var. *acephala*) é a mais semelhante à sua ancestral couve silvestre. Possui caule reto que mantém a planta em pé, sempre emitindo novas folhas, sem formação de “cabeça” (FILGUEIRA, 2003). Acredita-se que o local de sua origem seja o Mediterrâneo (WARWICK, 2011). É uma cultura típica dos períodos de outono e inverno, apresentando tolerância ao calor (EMBRAPA, 2010).

A couve-de-folha pode ser propagada por mudas formadas com as brotações das axilas ou por sementes. A semeadura em campo deve ser feita em sulcos a 1,5-2 cm de profundidade, espaçados em 10 cm. As brotações são cortadas quando atingem 15 a 20 cm e plantadas em canteiros para enraizar, com espaçamento de 15x8 cm. Após 25 a 30 dias, as mudas são plantadas em área definitiva, com espaçamento de 1 m entre fileiras e 0,5 m entre plantas (VIDIGAL; PEDROSA, 2007).

Inicia-se a colheita com 50-60 dias do transplante, permanecendo por um período de até oito meses (FILGUEIRA, 2008). Quando as folhas são arrancadas, devem ser puxadas para baixo para sair com maior facilidade e sem dano ao produto, quebrando a folha no ponto de inserção do caule, selecionando as folhas por tamanhos para serem agrupadas em maços com 4-6 folhas (VIDIGAL; PEDROSA, 2007).

Segundo dados do Instituto de Desenvolvimento Agropecuário e Florestal Sustentável do Estado do Amazonas – IDAM, em 2012 a produção de couve no Estado do Amazonas era de 11.960 t, produzidos em uma área de 118 ha (IDAM, 2013). E em 2015, a produção foi superior a 79.520 t, uma das maiores do Estado (atrás de melancia, macaxeira e feijão de metro) em uma área plantada de 613 ha, um crescimento bastante significativo na produção, sendo a couve uma das culturas de maior importância econômica para o Estado do Amazonas, que teve como rendimento total de hortaliças em 2015 um valor de R\$ 382.013.436,00 (SEPROR, 2018).



Em Manaus, onde se concentra quase a metade da população do Amazonas, o consumo de hortaliças continua crescendo. A produção local tem origem nos bairros, periferias e em municípios adjacentes à capital, formando o cinturão verde de Manaus (GAMA, 2004).

As intensas chuvas da região amazônica, combinadas a temperaturas elevadas, grande incidência de pragas e de doenças, compõem os principais fatores que limitam a produção de hortaliças na região de Manaus; essas limitações fazem a oferta de produtos agrícolas acontecerem de forma irregular, deixando-a imprevisível, causando flutuação em seus preços, o que estimula a importação (SASSAKI, 1997). A produção de hortaliças é predominantemente familiar, centralizada na capital Manaus e municípios vizinhos, como Careiro da Várzea, Iranduba, Manacapuru, Rio Preto da Eva e Presidente Figueiredo, com consumo de hortaliças se sobressaindo na capital (SEPROR, 2018).

Os agricultores familiares são, portanto, os maiores produtores de couve-de-folha no Estado, mas sofrem com os ataques de insetos-pragas. Dentre os insetos indesejáveis que atacam a cultura da couve estão o curuquerê-da-couve (*Ascia monuste orseis* Latr.), traça das crucíferas (*Plutella xylostella* L.), pulgões (*Lipaphis erysimi* (Kalt.), *Brevicoryne brassicae* L. e *Myzus persicae* Sulzer), mosca branca (*Bemisia tabaci* Biótipo B Genn.), lagarta-rosca (*Agrotis ipsilon* Hufnagel), lagarta-medede-palmo (*Trichoplusia ni* Heub.) e a broca-da-couve (*Hellula phidilealis* (Walker)) (FILGUEIRA, 2008).

### **3. MATERIAL E MÉTODOS**

#### **3.1. Local de estudo**

Os bioensaios foram realizados no Laboratório de Entomologia e Acarologia Agrícola (LEA), e a criação das plantas hospedeiras, infestação e hospedagem das mudas tratadas nos bioensaios na casa de vegetação da Área Experimental da FCA, ambos localizados na Faculdade de Ciências Agrárias (FCA), da Universidade Federal do Amazonas (UFAM), Manaus/AM; a temperatura e a umidade relativa foram monitoradas por aparelho Termo-Higrômetro Digital (Laboratório:  $24,02 \pm 0,20^{\circ}\text{C}$ ;  $55,13 \pm 0,98\% \text{UR}$ ; Casa de vegetação:  $38,43 \pm 0,59^{\circ}\text{C}$ ;  $55,08 \pm 1,62\% \text{UR}$ ).

O preparo dos extratos orgânicos (extratos brutos) foi realizado no Laboratório de Cromatografias (Química - Instituto de Ciências Exatas (ICE)) UFAM, e as análises químicas foram realizadas no Laboratório de Química de Produtos Naturais do INPA (Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia).

#### **3.2. Obtenção da mosca-branca - *Bemisia tabaci***

Plantas de couve, *B. oleraceae* sadias e em vasos foram posicionadas dentro da casa de vegetação na Área Experimental da FCA, próximas ao fragmento de mata do campus, atraindo os adultos de *Bemisia tabaci* da população presente nesta área, que ovipositaram nas plantas e iniciaram a colonização. Esse primeiro grupo de plantas foi colocado dentro de uma “gaiola de criação” cujas dimensões eram de 2x1x1m, para a concentração da população do inseto.

Conforme as plantas hospedeiras tornavam-se senescentes e/ou bastante afetadas pelos danos causados pela mosca-branca, ocorriam às substituições por novas plantas dentro da gaiola de criação, colonizadas pelos adultos presentes na gaiola, mantendo a criação estoque ao longo do período do experimento (Figura 01).



Figura 01. A) Plantas de couve, *B. oleraceae*, em vasos para atrair os adultos da mosca-branca para oviposição; B) Confirmação de colonização; C) “Gaiola de criação”; D) Couves colonizadas com a mosca-branca dentro da “gaiola de criação”.

### 3.2.1. Confirmação taxonômica de *B. tabaci* por análise de DNA

As análises de DNA dos insetos foram realizadas no Laboratório de Entomologia e Biotecnologia da Embrapa Arroz e Feijão, em Santo Antônio de Goiás-GO. As amostras foram coletadas das plantas da criação estoque do experimento da FCA/UFAM, Manaus/AM

(AMMAN1 - 3°06'07.1''S; 59°58'33.0''W), e de uma propriedade rural produtora de hortaliças em Iranduba/AM (AMIRA1 - 3°08'47.2''S; 60°19'55.2''W), para comparação entre as espécies pragas e para o depósito dos *voucher espécimes* na coleção entomológica do LEA. As moscas-brancas foram coletadas com a ajuda de potes e sacos plásticos (50 de cada localidade), e posteriormente colocadas em geladeira para que estes insetos morressem e fossem colocados em eppendorfs com álcool 92,8%, sendo colocados novamente em geladeira para armazenamento até o dia do envio. Para o envio, as amostras foram colocadas em caixa de isopor devidamente fechadas acompanhadas de dois laudos técnicos emitidos por responsáveis técnicos cadastrados no CREA-AM sobre a descrição e segurança do envio do material.

Para a obtenção do DNA e garantia de repetitividade, para cada amostra foram retiradas seis moscas-brancas, adultas, fêmeas, previamente armazenadas em álcool 92,8 GL a -20°C para análise. Os seis insetos da amostra de maior interesse (Amazonas, Manaus - AMMAN1) foram analisados, cada um separadamente, duas vezes, garantindo assim a repetição da amostra.

Para extração do DNA, cada adulto foi macerado individualmente em um microtubo de 1,5 mL, com tampão de extração de 60 mL (10 mM Tris-HCl, pH 8, 1 mM EDTA, 0.3% Triton X-100, 60 µg/mL proteinase K). O homogenizado foi incubado durante 15 min a 65 °C, e em seguida aquecido a 95 °C durante 7 minutos seguindo os protocolos de Silva (2006) e Valle et al. (2013) modificados. Após, as amostras foram armazenadas a -20 °C. Em seguida foi realizada a PCR, para a amplificação de todos os loci dos microssatélites em um volume total de 10 µL no qual continha: 1 µL DNA de *B. tabaci*; 5,0 µL de Master Mix, 0,6 µL primer Forward; 0,6 µL primer Reverse e 2,8 µL água Mili Q.

Para a amplificação foi utilizado um termociclador. O protocolo da PCR consistia em: desnaturação inicial de 95 °C por 15 min.; anelamento por 40 ciclos de 30 segundos a 94 °C;

90 segundos a 48 °C; e 90 segundos a 72 °C; e extensão a 72 °C por 5 min, seguido de resfriamento a 10 °C. Cinco microlitros (µl) de cada produto de amplificação foram isolados com a enzima de restrição Taq I e tampão a 65 °C durante 2 horas em um volume final de 15 µl. O DNA restrito foi submetido a eletroforese em gel de agarose a 1,5% e corado com brometo de etídio. Para segregação das bandas foi utilizado o marcador de massa molecular LowRanger 100bp DNA Ladder. Os resultados em que os padrões de corte da enzima de restrição foram característicos do biótipo analisado foram comparados com os trabalhos de Bosco et al. (2006) e Marubayashi et al. (2013).

### **3.3. Plantas hospedeiras**

Como plantas hospedeiras foram utilizadas couve (*B. oleracea* var. *acephala*) e a urtiga vermelha (*Laportea aestuans* (L.) Chew) (Figura 02). As couves eram oriundas da produção contínua de mudas, que foram utilizadas tanto na criação estoque, quanto nos bioensaios, e as urtigas tiveram sua função apenas como hospedeiras.

Para a produção de mudas de couve, foram utilizadas sementes de couve Horticeres® Sementes, variedade Folha Manteiga da Geórgia, semeadas em bandejas de isopor de 128 e 72 células, com substrato comercial Tropstrato HT Hortaliças®, colocadas em casa de vegetação da Área Experimental da FCA/UFAM e área residencial na área urbana de Manaus/AM, livre da infestação de *B. tabaci* (Figura 07), permanecendo de 3 a 4 semanas até o transplante para os vasos e/ou tubetes. Nos tubetes de 4 cm de diâmetro (55 cm<sup>3</sup>), foi utilizado apenas o substrato comercial. O substrato dos vasos (4,7 L) foi constituído de solo de fragmento de mata (terriço) e peneirado em peneira 0,4 cm, misturado com Fertilizante Orgânico Composto Classe A Minho Fértil®, na proporção 3:1, e solarizado com auxílio de lona plástica preta, por duas semanas.

As urtigas foram provenientes do banco de sementes do solo (terriço peneirado), brotando nos mesmos vasos preparados para as couves, se mostrando com o tempo, mais viáveis às condições climáticas da casa de vegetação, mais resistentes, rústicas, e de fácil manuseio para manter as colônias.

As mudas e plantas de couve foram regadas diariamente duas vezes por dia (início da manhã e final da tarde), podendo em dias de intensidade climática (dias quentes), ocorrer uma terceira rega; a adubação foliar foi efetuada semanalmente com Fertilizante Foliar Base NPK®. As urtigas foram regadas apenas uma vez por dia, sem adubação foliar.



Figura 02. A) Mudas de couve, *B. oleracea*, produzidas em área residencial; B) Transplante das mudas para os vasos; C) Plantas de couve estabelecidas em vasos para reposição da criação estoque; D) Plantas hospedeiras, couve e urtiga, *L. aestuans*; E) Tubetes com mudas de couve prontas para infestação induzida; F) Mudas de couve em tubetes para bioensaios.

### 3.3.1. Infestação das plantas hospedeiras

Na “gaiola de infestação”, nas dimensões de 1,5 x 0,80 x 0,80 m, revestida com tecido tipo *voil*, foram introduzidos insetos adultos, não sexados, para ovipositarem nas folhas de couve em tubetes (grade contendo em média 30 mudas) (Figura 03). Para a infestação as folhas possuíam em média 6,0 cm x 3,5 cm.

As plantas hospedeiras infestadas de adultos de *B. tabaci* foram colocadas dentro da gaiola por aberturas laterais, e colocadas próximas a grade com tubetes, sendo agitadas manualmente, afugentando os insetos que migram para as mudas que estão nos tubetes, para começarem as oviposições. Esse processo de infestação induzida foi repetido de 5 a 6 vezes, até que a quantidade de *B. tabaci* atingisse um nível aproximado de 10 indivíduos por folhas. Posteriormente, permaneceram dentro da gaiola apenas as mudas infestadas.

Os adultos foram mantidos na gaiola por 24 h, contadas a partir da primeira bateria de infestação induzida, possibilitando uma maior homogeneidade na idade das ninfas. Dependendo do nível da população de *B. tabaci*, essa bateria de infestação foi realizada até três vezes por dia, nos horários em que ocorre maior a movimentação, normalmente entre 10 e 14 h. Após 24 h, as mudas foram removidas da “gaiola de infestação”, e colocadas na “gaiola de proteção”, para evitar novas oviposições de *B. tabaci* e ataques de outras pragas.

Passados sete dias da infestação, foram escolhidas duas folhas de cada muda infestada, contendo pelo menos 50 ninfas, para a aplicação dos extratos.





Figura 03. A) “Gaiola de infestação”; B) Infestação induzida de adultos da mosca-branca da planta de couve em vaso para as mudas nos tubetes.

#### 3.4. Obtenção das plantas (meliáceas e timbós) com potencial inseticida

As coletas do material botânico ocorreram com a autorização do SISBIO número 47179-1. Todas as meliáceas com potencial inseticida foram coletadas no campus da Universidade Federal do Amazonas em Manaus/AM. As amostras dos timbós foram coletadas no Campus da UFAM em Manaus, na Fazenda Experimental da própria Instituição, localizada na Rodovia BR-174 (Manaus-Presidente Figueiredo), km 38 (2°39'00.5"S 60°03'03.0"W), e na Comunidade Nossa Senhora do Livramento, situada à margem esquerda do baixo Rio Negro (3°01'33.4"S 60°10'52.0"W), no igarapé do Tarumã–Mirim da foz com o rio Negro na Reserva de Desenvolvimento Sustentável do Tupé (RDS- TUPÉ). A distância desta reserva de Manaus é de aproximadamente 7 km, e o acesso se dá somente por via fluvial. As coletas, processamento do material botânico e insumos utilizados se deram no âmbito do projeto do Programa de Apoio à Fixação de Doutores no Amazonas – FIXAM/FAPEAM.

A coleta dos materiais botânicos foi realizada com o apoio de um técnico do Laboratório de Botânica do ICB/UFAM, que localizou e identificou previamente as plantas



em campo das quais foram utilizadas diferentes estruturas botânicas (folhas, ramos e raízes) de acordo com cada espécie. Esse material vegetal foi acondicionado em sacos plásticos escuros devidamente etiquetados contendo o nome do coletor, data, local de coleta e coordenadas geográficas obtidas com auxílio de GPS e encaminhadas ao Laboratório de Entomologia e Acarologia Agrícola para processamento.

Foram preparadas exsiccatas dos ramos com flores ou frutos (com ou sem frutos no caso dos timbós) do material coletado e as exsiccatas dos timbós foram enviadas ao Herbário do Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia (INPA) para identificação. As exsiccatas das meliáceas foram enviadas para o Herbário da Universidade Federal do Amazonas. Os dados de todas as coletas estão registrados na Tabela 01.1 (meliáceas) e Tabela 01.2 (timbós).

**Tabela 01.1 Meliáceas utilizadas nos bioensaios (Screening Aquoso). Coleta realizada no período de março a julho de 2017 na Região Metropolitana de Manaus/AM.**

<b>Estrutura/espécie botânica</b>	<b>Data de Coleta</b>	<b>Local de Coleta</b>	<b>Coordenadas</b>
<b>Screening Aquoso – Meliáceas</b>			
Folhas e Ramos de <i>Carapa guianensis</i> Aubl. (Andiroba)	07/03/2017	Campo da FEF-UFAM, próximo ao estacionamento e Área Experimental da FCA-UFAM	S03°05.575', W059°58.336' e S03°06.082', W059°58.360'
Folhas e Ramos de <i>Trichilia pallida</i> Swartz (Trichilia)	03/05/2017	Trilha atrás do bloco da Prefeitura do Campus-Ufam	S03°06.186', W059°58.402'
Folhas e Ramos de <i>Cedrela odorata</i> L. (Cedro-cheiroso)	07/03/2017	Campo da FEF-UFAM, perto do bloco da segurança e atrás do bloco Z	S03°05.824', W059°58.488', S03°05.508', W059°58.305' e S03°06.020', W059°58.375'
Folhas e Ramos de <i>Swietenia macrophylla</i> King (Mogno)	23/02/2017	Próximo ao Bloco E, ICB-UFAM	S03°06.015', W059°58.491'
Folhas e Ramos de <i>Azadirachta indica</i> A. Juss (Nim)	28/07/2017	Área Experimental da FCA-UFAM	S03°06.055', W059°58.350'

**Tabela 01.2** Timbós utilizadas nos bioensaios. Coleta realizada no período de janeiro a junho de 2015 na Região Metropolitana de Manaus/AM.

Estrutura/espécie botânica	Data de Coleta	Local de Coleta	Coordenadas
<b>Screening Aquoso – Fabáceas</b>			
Raízes de <i>Deguelia rariflora</i> (Mart. Ex Benth) G.P. Lewis & Acev.-Rodr.(Amostra 1)	13/01/2015	Trilha da área de produção FCA-UFAM	S03°06.155', W059°58.535'
Raízes de <i>Deguelia rariflora</i> (Mart. Ex Benth) G.P. Lewis & Acev.-Rodr.(Amostra 2)	16/01/2015	Atrás do bloco de Olericultura da FCA-UFAM	S03°06.053', W059°58.629'
Raízes de <i>Deguelia rariflora</i> (Mart. Ex Benth) G.P. Lewis & Acev.-Rodr.(Amostra 3)	23/01/2015	Estrada do ICHL, atrás do bloco de História	S03°05.487', W059°57.629'
Raízes de <i>Deguelia rariflora</i> (Mart. Ex Benth) G.P. Lewis & Acev.-Rodr.(Amostra 4)	28/01/2015	Atrás do bloco de Artes-ICHL	S03°59.392', W059°57.604'
Raízes de <i>Deguelia rariflora</i> (Mart. Ex Benth) G.P. Lewis & Acev.-Rodr.(Amostra 5)	24/02/2015	Fazenda Experimental da UFAM (entrada)	S02°39.013', W060°02.560'
Raízes de <i>Deguelia rariflora</i> (Mart. Ex Benth) G.P. Lewis & Acev.-Rodr.(Amostra 6)	25/02/2015	Fazenda Experimental da UFAM, depois da guarita-entrada	S02°38.981', W060°02.855'
Raízes de <i>Deguelia rariflora</i> (Mart. Ex Benth) G.P. Lewis & Acev.-Rodr. (Amostra 7)	17/06/2015	Comunidade Nossa Senhora do Livramento	S03°01.461', W060°11.095'
Raízes de <i>Deguelia rariflora</i> (Mart. Ex Benth) G.P. Lewis & Acev.-Rodr. (Amostra 8)	17/06/2015	Comunidade Nossa Senhora do Livramento	S03°01.466', W060°11.091'
Raízes de <i>Deguelia amazonica</i> Killip (Amostra 9)	17/06/2015	Comunidade Nossa Senhora do Livramento	S03°01.460', W060°11.094'
Raízes de <i>Deguelia amazonica</i> Killip (Amostra 10)	17/06/2015	Comunidade Nossa Senhora do Livramento	S03°01.386', W060°11.018'

### 3.5. Descrição do local de coleta dos timbós

Foram coletadas duas espécies de timbós, *D. amazônica* (amostras 9 e 10) e *D. rariflora* (Amostras 1, 2, 3, 4, 5, 6, 7 e 8). Trabalhos já comprovaram a diferença não só entre espécies, como dentro das próprias espécies de timbós, com atividades inseticidas diferentes e inclusive com diferentes teores de rotenona, com a peculiaridade das amostras terem suas origens em diferentes localidades (LIMA, 1987; PENA 2012; COSTA; BELO 1999).

Deste modo, as amostras de timbós coletadas neste trabalho não foram separadas apenas por espécies, mas também por amostras para maior praticidade na elucidação dos resultados. As coletas podem ser separadas em 4 regiões:

**1.1. UFAM – CAMPUS SETOR SUL:** solo classificado como latossolo amarelo distrófico típico, de textura argilosa, com pH de 4,45, cuja vegetação é tropical e parcialmente desmatada (Floresta ombrófila aberta) (ALMEIDA, 2005; TUCCI et al., 2007): *Deguelia rariflora* (Amostra 1): Solo antropizado, próximo a plantios de mangueiras e outras culturas; *Deguelia rariflora* (Amostra 2): Coletado dentro de fragmento de mata.

**1.2. UFAM – CAMPUS SETOR NORTE:** solos classificados como latossolo amarelo álico, baixo platô amazônico, com o relevo local suave ondulado a ondulado, com floresta tropical parcialmente desmatada (floresta ombrófila densa) (ALMEIDA, 2005): *Deguelia rariflora* (Amostra 3): Área próxima a prédios, solo parcialmente descoberto de vegetação; *Deguelia rariflora* (Amostra 4): Próximo a estrada do campus, área predominantemente descoberta com alta declividade.

**2. UFAM – FAZENDA EXPERIMENTAL:** relevo levemente acidentado, classificado como latossolo amarelo álico, ácido e pobre em nutrientes, com pH de 4,47 (0-5 cm de profundidade) e 4,59 (a 5-20 cm de profundidade) (NOGUEIRA, 2015). *Deguelia*

*rariflora* (Amostra 5): solo parcialmente descoberto, próximo a floresta. *Deguelia rariflora* (Amostra 6): solo predominantemente descoberto, longe da floresta.

**3. COMUNIDADE NOSSA SENHORA DO LIVRAMENTO – RDS TUPÉ:** áreas de platô, com solos caracterizados como latossolos argilosos e lateritos e de baixios com solos arenosos. A cobertura vegetal caracteriza-se por floresta alta, aberta e sub-bosque que varia conforme a proximidade com as sedes comunitárias (SCUDELLER et al., 2009). *Deguelia rariflora* (Amostra 7): leve declividade, próximo a sub-bosque. *Deguelia rariflora* (Amostra 8): solo parcialmente descoberto, próxima a floresta. *Deguelia amazonica* (Amostra 9): leve declividade, próximo a sub-bosque, parcialmente descoberto. *Deguelia amazonica* (Amostra 10): declividade moderada, área descoberta, solo arenoso, longe da floresta.

### **3.6. Processamento do material botânico coletado**

A secagem do material botânico foi feita em estufa de circulação de ar forçado a 40°C, com tempo variado de secagem de acordo com o material (quanto mais lenhosa a espécie, menos tempo era necessário na estufa), ficando entre 48 e 96 h. Após a secagem, o material vegetal foi armazenado em sacos plásticos pretos, até o momento da moagem. A trituração do material foi efetuada com auxílio do moinho de facas Tipo Willye© TE-650/1, TECNAL®. O material vegetal em pó foi armazenado em potes de vidro, envolvidos com papel alumínio, etiquetados com os dados de local da coleta, data, coletores, espécie e parte vegetativa.

### **3.7. Obtenção dos extratos**

#### **3.7.1. Extratos aquosos**

Foram pesados 5 g das amostras de pó vegetal das espécies coletadas e diluídas em 100 mL de água destilada na concentração de 5 % (m/v) de extrato aquoso. A solução contida em erlemeyer foi submetida a agitação por 30 minutos para fins de homogeneização, sendo posteriormente mantida em repouso por 24 h para extração das substâncias secundárias hidrossolúveis.

Passado esse período, as amostras foram filtradas em papel filtro, restando apenas o extrato aquoso, que foi aplicado sobre as mudas de couve infestadas com ninfas de mosca-branca.

#### **3.7.2. Extratos orgânicos**

O extrato orgânico de cada espécie vegetal foi obtido por maceração à frio. Foram pesadas 500 g do material vegetal moído do timbó, e acondicionado em reservatório com capacidade para 5 L, enquanto o extrato das meliáceas foi pesado 50 g, acondicionadas em erlemeyer de 250 mL, sendo submetidos a extrações em intervalos de três dias (para as meliáceas o procedimento foi repetido três vezes, prosseguindo com a troca do solvente, para os timbós foram cinco repetições devido a quantidade de material) com solventes em ordem crescente de polaridade hexano (HEX), diclorometano (DCM) e metanol (MeOH). Em cada etapa de extração, a solução foi filtrada em papel filtro, e em seguida concentrado em evaporador rotativo a 40°C, sob pressão reduzida, resultando em extratos HEX, DCM e

MeOH, baseado no modelo proposto por Pena (2012). A diluição dos extratos orgânicos foi realizada utilizando Acetona P.A. – ACS (790G) 100% Dinâmica® e água destilada.

### **3.8. Óleo de andiroba**

O óleo fixo da semente de andiroba foi doado pela empresa “Extratora de Óleos Vegetais Canto da Luz”, localizada na cidade de Manaus/AM, com metodologia de extração própria protegida sob patente. O registro de depósito de patente no Instituto Nacional de Propriedade Industrial (INPI), referente à “Depósito de Patente; Máquina de Extração de Óleos Vegetais” é: BR 1020160069882.

As sementes de andiroba (*Carapa guianensis* Aublet) para a extração do óleo foram coletadas no município de Silves/AM, Comunidade Sagrado Coração de Jesus, na propriedade São Francisco (S02°47’32,2”; W058°24’21,9”, 29m), plantio com aproximadamente 14 anos. A diluição do óleo foi realizada utilizando Acetona P.A. – ACS (790G) 100% Dinâmica®.

### **3.9. Análise Química**

#### **3.9.1. Fracionamento cromatográfico**

##### **3.9.1.1. Cromatografia em camada delgada – CDD**

A análise dos extratos orgânicos foi realizada por fracionamento cromatográfico no Laboratório de Química de Produtos Naturais do INPA. Inicialmente foi realizado o teste de solubilidade com os extratos orgânicos de *A. indica*, *C. odorata* e *D. amazônica*, onde 1 mg de extrato foi diluído no mínimo possível de solvente. Todos os extratos foram solúveis em

diclorometano. Em seguida, foram realizadas análises prévias dos constituintes dos extratos através da cromatografia de camada delgada (CCD), utilizando cromatofolhas MERK® TLC Sílica Gel 60 F254.

A revelação das placas foi realizada por exposição à lâmpada ultravioleta (UV) nos comprimentos de onda de 254 e 365 nm e mediante borrifação com solução de vanilina sulfúrica preparada adicionando 1 mL de ácido sulfúrico (H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub>) concentrado em 200 mg de vanilina, sob resfriamento em banho de gelo.

O volume da solução resultante foi completado para 10 mL com etanol. Sobre as placas de cromatografia de camada delgada foi borrifado vinilina sulfúrica para depois serem aquecidas a 100°C por alguns minutos (WAGNER; BLADT, 2009). As frações obtidas foram comparadas em CCD com os padrões de Rotenona (Sigma Aldrich® ≥95% de pureza) e Azadiractina (Sigma Aldrich® ≥95% de pureza) por serem metabólitos secundários majoritários nessas espécies e de interesse devido ao efeito inseticida (ISMAN, 2006; LOVATTO et al., 2012; HOMMA, 2014).

### **3.10. Colunas cromatográficas**

O extrato hexano das raízes de timbó (*D. amazonica*, amostra 9, Comunidade Nossa Senhora do Livramento) (6,892 g) foi fracionado em coluna utilizando sílica gel (70-230 mesh), tipo “filtrante”, eluída com HEX (apolar), DCM (polaridade intermediária) e MeOH (polar), resultando em 23 frações, conforme fluxograma a seguir (Figura 04). Buscando a confirmação da rotenona entre as substâncias nas frações obtidas, foi escolhida a fração em diclorometano (TBH13B2) (0,3876 g) por maior proximidade cromatográfica com o padrão de rotenona (Sigma Aldrich® ≥95% de pureza), fracionada em coluna utilizando sílica gel



(230-400 mesh) tipo “flash”, também eluída com HEX, DCM e MeOH, resultando em 21 sub-frações.

As frações foram acondicionadas em frascos de vidro para secagem rápida em capela com fluxo de ar, após a secagem foram realizadas as CDBs das frações obtidas para comparação com o padrão rotenona.

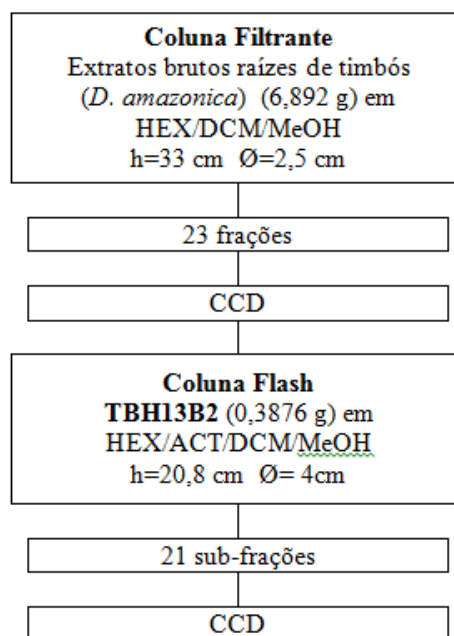


Figura 04. Fluxograma das colunas cromatográficas.

### 3.11. Aplicação dos extratos

Os extratos foram aplicados com auxílio da Torre de Potter Burkard Scientific®. As folhas contendo as colônias, com pelo menos 50 ninfas entre o segundo e terceiro instar por folha, foram posicionadas no centro da base inferior do aparelho onde ocorreu a aspersão (1kg/cm<sup>2</sup>), com aplicação de 3 mL de extrato/folha, abrangendo toda a folha de forma homogênea. Foi realizada a diluição conforme os tratamentos (3.12) em Acetona P.A. – ACS (790G) 100% Dinâmica® dos extratos orgânicos e do óleo de andiroba para que pudessem ser

feitas suas aplicações. As avaliações ocorreram sete dias após a data de cada aplicação. Durante este período as mudas permaneceram em casa de vegetação dentro de uma “gaiola de proteção” para impedir a contaminação do material.

### **3.12. Avaliação dos bioensaios**

A avaliação dos bioensaios ocorreu através da contagem da quantidade de ninfas mortas observadas em cada tratamento, com o auxílio de lupa estereoscópica e de tabelas de avaliação, onde foram anotadas as mortalidades e demais informações a respeito dos tratamentos.

Após tabulação dos dados, foi calculada a mortalidade corrigida para cada tratamento, pela fórmula de Abbott (1925):  $Mc (\%) = (\%Mo - \%Mt / 100 - \%Mt) \times 100$ , (onde: Mc = Mortalidade corrigida; Mo = Mortalidade observada; Mt = Mortalidade na testemunha) para se obter a porcentagem de mortalidade causada pelos extratos em cada tratamento.

### **3.13. Análise de dados**

O delineamento experimental adotado para todos os experimentos foi o inteiramente casualizado. Para a comparação de médias, primeiramente foi realizado o teste de normalidade utilizando o teste de Shapiro-Wilk, e quando constatada uma distribuição não normal, realizada a transformação dos dados em  $\arcsen [\{(x+0,5) / 100\}^{0,5}]$ , normalmente usada para dados em que a média é proporcional à variância (Porcentagem de germinação de sementes, porcentagem de mortalidade de plantas infectadas com vírus, porcentagem de

sobrevivência de bezerros, etc.) (FERREIRA, 2011; PINO, 2014) neste caso, porcentagem de mortalidade de insetos por extratos vegetais, onde se aplicou a análise de variância pelo teste F, para atestar que pelo menos dois tratamentos tinham diferença significativa, para que enfim pudesse ser feita a comparação das médias pelo teste de Tukey ( $p < 0,05$ ).

A estimativa da Concentração Letal Mediana (CL50) (a concentração necessária para causar mortalidade de 50% de uma população) de *B. tabaci*, foi feita pela análise de Probit (FINNEY, 1971), utilizando o programa Polo-PC. A diluição dos extratos orgânicos foi feita em acetona P.A. + água destilada (1:1) (PENA, 2012) e do óleo fixo de andiroba em acetona P.A. (SOUZA; FÁVERO, 2015).

A porcentagem de repelência dos óleos foi calculada usando-se a fórmula adaptada de Obeng-Ofori (1995):  $PR = [(NC - NT) / (NC + NT) \times 100]$ , sendo PR= porcentagem de repelência; NC= número de ovos na testemunha e NT= número de ovos nos tratamentos com o óleo.

Ao todo foram montados oito experimentos com os seguintes tratamentos:

**Experimento 1 – Screening Aquoso das meliáceas:** Extratos aquosos de folhas e ramos de meliáceas, na concentração de 5% diluídos em água destilada (m/v), totalizando 11 tratamentos, com 5 repetições: Testemunha - Água Destilada, T1 – Andiroba (ramos), T2 – Trichilia (ramos), T3 – Cedrela (ramos), T4 – Mogno (ramos), T5 – Nim (ramos), T6 – Andiroba (folhas), T7 – Trichilia (folhas), T8 – Cedrela (folhas), T9 – Mogno (folhas), T10 – Nim (folhas).

**Experimento piloto – Screening aquoso timbó:** Extratos aquosos de diferentes amostras das raízes de *D. amazonica* e *D. rariflora* na concentração de 5% diluída em água destilada (m/v), totalizando 11 tratamentos com 5 repetições: Testemunha – água destilada, T1 – *D. rariflora*

(Amostra 1), T2 – *D. rariflora* (Amostra 2), T3 – *D. rariflora* (Amostra 3), T4 – *D. rariflora* (Amostra 4), T5 – *D. rariflora* (Amostra 5), T6 – *D. rariflora* (Amostra 6), T7 – *D. rariflora* (Amostra 7), T8 – *D. rariflora* (Amostra 9), T9 – *D. amazonica* (Amostra 9), T10 – *D. amazonica* (Amostra 10).

**Experimento 3 – Comparação entre extratos aquosos das meliáceas e timbó:** Extratos aquosos de folhas e ramos de meliáceas e da raiz de timbó, *D. amazonica* (Amostra 9), na concentração de 5% diluídos em água destilada (m/v), totalizando 4 tratamentos, com 5 repetições: Testemunha - Água Destilada, T1 – Cedrela (folhas), T2 – Nim (folhas), T3 – Timbó (*D. amazonica*, amostra 09) (raiz).

**Experimento 4 – CL50 Timbó:** Extrato diclorometano do timbó (*D. amazonica* (Amostra 9)) nas concentrações de 0% (acetona P.A. + água destilada (50%)), 0,031%, 0,062%, 0,1%, 0,3% e 0,5%, diluídos em acetona P.A. + água destilada (1:1) (m/v), totalizando 5 Tratamentos, com 5 repetições: Testemunha – Água + Acetona, T1 – TDCM 0,031, T2 – TDCM 0,062, T3 – TDCM 0,1, T5 – TDCM 0,5.

**Experimento 5 – Extrato Orgânico das Meliáceas:** Extratos orgânicos (HEX, DCM e MeOH) de folhas de *A. indica* e *C. odorata*, na concentração de 0,86% diluídos em acetona P.A. + água destilada (1:1) (m/v), totalizando 7 Tratamentos com 5 repetições: Testemunha: Água + Acetona, T1 – NM:HEX (0,86), T2 – NM:DCM (0,86), T3 – NM:MET (0,86), T4 – CD:HEX (0,86), T5 – CD-DCM (0,86), T6 – CD:MET (0,86).

**Experimento 6 – Extrato Orgânico Timbó:** Extratos orgânicos (HEX, DCM e MeOH) da raiz de timbó (*D. amazonica* (Amostra 9)), na concentração de 0,86% diluídos em acetona

P.A. + água destilada (1:1) (m/v), totalizando 7 tratamentos com 5 repetições: Testemunha: Água + Acetona, T1 – TB:HEX (0,86), T2 – TB:DCM (0,86), T3 – TB:MET (0,86).

**Experimento 7 – Repelência do Óleo de Andiroba:** Óleo fixo da semente de *C. guianensis* nas concentrações de 0% (apenas acetona P.A.) 0,8%, 1% e 1,5% diluídos em acetona P.A. (m/v), totalizando 4 tratamentos com 5 repetições: Testemunha: Água Destilada, T1 – Andiroba Óleo Repelência 0,8, T2 – Andiroba Óleo Repelência 1,00, T3 – Andiroba Óleo Repelência 1,5.

**Experimento 8 – Mortalidade do Óleo de Andiroba:** Óleo fixo da semente de *C. guianensis* nas concentrações de 0% (apenas acetona P.A.) 0,86%, 1% e 1,5% diluídos em acetona P.A. (m/v), totalizando 4 tratamentos com 5 repetições: Testemunha: Água Destilada, T1 – Andiroba Óleo Repelência 0,86, T2 – Andiroba Óleo Repelência 1,00, T3 – Andiroba Óleo Repelência 1,5.

## 4. RESULTADOS E DISCUSSÃO

### 4.1. Identificação da mosca-branca, *Bemisia tabaci* biótipo B

Todas as amostras das fêmeas adultas analisadas das coletadas nos dois locais foram identificadas como a espécie *Bemisia tabaci* Middle East Asia Minor 1 - MEAM1 (biótipo B) (Tabela 02 e Figura 05).

**Tabela 02. Amostras de mosca-branca enviadas ao Laboratório de Entomologia da Embrapa Arroz e Feijão, Santo Antônio de Goiás, Goiás, para identificação molecular.**

Item	Código Embrapa	Local	Coletor	Planta hospedeira	N <sup>1</sup>	Biótipo <sup>2</sup>
1	AMIRA1	Rodovia AM070, Ramal Santa Maria, Km 31, Iranduba/AM	Marcelo Victor	<i>Solanum melongena</i> - Berinjela	6	B
2	AMMAN 1	Área experimental da FCA - UFAM, Manaus/AM	Carla Tamires	<i>Brassica oleraceae</i> – Couve	6	B
Número total de moscas analisadas					12	

<sup>1</sup>Número de moscas-brancas analisadas até a última etapa do procedimento;

<sup>2</sup>Biótipo B = *Bemisia tabaci* Middle East Asia Minor 1 - MEAM1

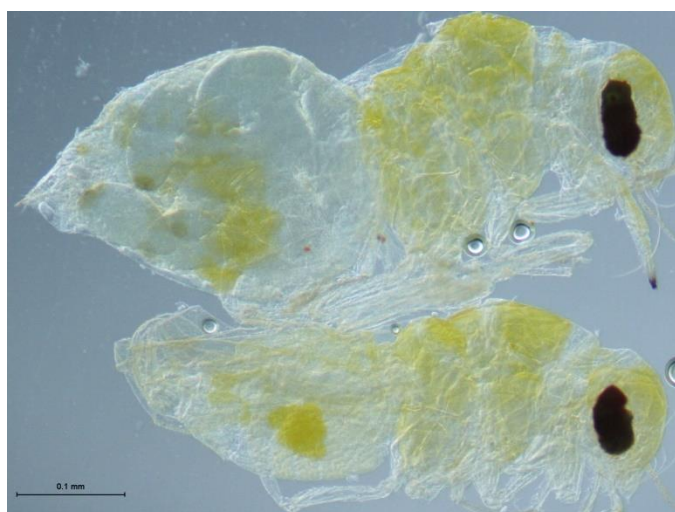


Figura 05. Mosca-branca, *Bemisia tabaci* biótipo B, exemplar fêmea (superior) e exemplar macho (inferior).

#### 4.2. Screening dos extratos aquosos das meliáceas.

A maior mortalidade entre as meliáceas na concentração de 5% foi obtida pelo extrato de folhas de *C. odorata* (24,55%), seguido pelos extratos de folhas de *A. indica* (21,82%) e de *S. macrophylla* (18,82%) (Tabela 03).

**Tabela 03. Médias ( $\pm$  EP) de mortalidade com o uso de extratos aquosos de meliáceas na concentração de 5% sobre a mosca-branca, *B. tabaci*.**

Estruturas/Espécies	Mortalidade (%)
Folhas de <i>Cedrela odorata</i> L. (Cedro-cheiroso)	24,55 $\pm$ 1,80 <b>a</b>
Folhas de <i>Azadirachta indica</i> A. Juss (Nim)	21,82 $\pm$ 1,09 <b>ab</b>
Folhas de <i>Swietenia macrophylla</i> King (Mogno)	18,82 $\pm$ 3,10 <b>abc</b>
Ramos de <i>Swietenia macrophylla</i> King (Mogno)	16,27 $\pm$ 1,85 <b>abcd</b>
Folhas de <i>Carapa guianensis</i> Aubl. (Andiroba)	15,39 $\pm$ 2,48 <b>abcd</b>
Ramos de <i>Carapa guianensis</i> Aubl. (Andiroba)	14,14 $\pm$ 3,25 <b>abcd</b>
Ramos de <i>Trichilia pallida</i> Swartz (Trichilia)	14,14 $\pm$ 3,25 <b>abcd</b>
Ramos de <i>Azadirachta indica</i> A. Juss (Nim)	12,49 $\pm$ 3,99 <b>cd</b>
Ramos de <i>Cedrela odorata</i> L. (Cedro-cheiroso)	8,82 $\pm$ 2,14 <b>cd</b>
Folhas de <i>Trichilia pallida</i> Swartz (Trichilia)	8,68 $\pm$ 2,91 <b>cd</b>
Testemunha - Água Destilada	6,07 $\pm$ 1,49 <b>d</b>

\*Médias seguidas de mesma letra não diferem estatisticamente ( $p \leq 0,05$ ) pelo Teste de Tukey.

Bleicher et al. (2007) relataram os dados alcançados com uso de extratos aquosos das folhas de *A. indica* sobre as ninfas de *B. tabaci* utilizando plantas de melão, após 24 h de extração a frio em água. Obtiveram uma eficiência de 37,4% com uma concentração de 4%, que apesar de ter sido um desempenho proporcionalmente melhor ao alcançado neste trabalho com *A. indica*, não foi considerado satisfatório, por não diferir estatisticamente da testemunha (Água destilada), sendo o melhor resultado na concentração de 16%, que alcançou 56,3% de mortalidade.

Baldin et al. (2007) testaram uma concentração de 3% de folhas de *A. indica*, filtrando com tecido *voil* (5 camadas), na atratividade e oviposição de *B. tabaci* em tomateiros, em um período de 24h e 48h após a aplicação das doses nas plantas, resultando em uma menor presença desses insetos nas plantas, indicando que apesar de não causar um número elevado de mortalidade (21,82%), como observado (Tabela 03), o extrato aquoso das folhas de *A. indica* possui propriedades que podem causar repelência sobre esses insetos.

Entre as meliáceas em geral, os extratos de folhas demonstraram melhores resultados que os de ramos, com exceção do desempenho do extrato de ramos de *Trichilia pallida* (14,14%), que além de ter obtido um resultado melhor que o de folhas (8,68%), teve uma mortalidade maior que extratos de ramos de *Cedrela odorata* (8,82%) e *Azadirachta indica* (12,49%).

Souza e Vendramim (2000b) testaram a mortalidade do extrato aquoso dos ramos de *T. pallida*, em uma concentração de 2%, e alcançaram uma mortalidade de 26,5% sobre *B. tabaci*, com resultados alcançados melhores do que os extratos de ramos deste trabalho, com 14,14%.

Adverso ao desempenho dos demais extratos de folhas, o extrato de ramos de *T. pallida* foi o que alcançou a menor mortalidade (8,68%), e junto com o extrato de ramos de *Cedrela odorata* (8,82%), foram as menores taxas de mortalidade entre todos os extratos aquosos testados, não diferindo estatisticamente entre si.

Apesar do relativo bom desempenho do seu extrato de ramos (14,14%) comparado ao extrato de folhas (8,68%), *T. pallida* teve exatamente o mesmo resultado que o extrato de ramos de *Carapa guianensis* (14,14%), ambos não atingindo uma eficiência satisfatória.

Apesar dos extratos de folhas de *Cedrela odorata* e *Azadirachta indica* apresentarem os melhores resultados entre as meliáceas, os extratos de ramos ficaram entre os resultados mais baixos entre todos os extratos aquosos testados.



O melhor extrato de ramos foi o de *Swietenia macrophylla* (16,27%), ficando à frente de outros extratos de folhas, como o de *Carapa guianensis* (15,39%), porém sem um resultado elevado de mortalidade, o que pode levar a outras direções de pesquisa da influência desses extratos sobre uma determinada praga.

Os dois melhores extratos foram escolhidos para se dar prosseguimento com as extrações orgânicas, que foram os extratos de folhas de *C. odorata* (24,55%) e de *A. indica* (21,82%).

#### **4.3. Experimento piloto – *Screening* timbó**

As amostras 9 (*D. amazonica*), 8 e 6 (*D. rariflora*) alcançaram os melhores resultados entre os timbós na concentração de 5%, não diferindo estatisticamente (Tabela 04). Para o prosseguimento dos testes, foi escolhida apenas a amostra 9 de *D. amazônica* por esta ter ocasionado a mortalidade mais elevada entre esses tratamentos.

**Tabela 04. Médias ( $\pm$  EP) de mortalidade dos extratos aquosos de raízes de timbó na concentração de 5% sobre a mosca-branca, *B. tabaci*.**

<b>Estruturas/Espécies</b>	<b>Mortalidade (%)</b>	
Raízes de <i>D. amazonica</i> (Amostra 9) (N. S <sup>a</sup> do Livramento)	53,17 $\pm$ 8,19	<b>a</b>
Raízes de <i>D. rariflora</i> (Amostra 8) (N. S <sup>a</sup> do Livramento)	51,13 $\pm$ 6,40	<b>a</b>
Raízes de <i>D. rariflora</i> (Amostra 6) (UFAM – Fazenda)	48,30 $\pm$ 6,99	<b>a</b>
Raízes de <i>D. rariflora</i> (Amostra 7) (N. S <sup>a</sup> do Livramento)	38,39 $\pm$ 8,20	<b>ab</b>
Raízes de <i>D. amazonica</i> (Amostra 10) (N. S <sup>a</sup> do Livramento)	35,97 $\pm$ 6,26	<b>ab</b>
Raízes de <i>D. rariflora</i> (Amostra 5) (UFAM – Fazenda)	33,04 $\pm$ 5,68	<b>abc</b>
Raízes de <i>D. rariflora</i> (Amostra 1) (UFAM – Setor Sul)	27,99 $\pm$ 5,43	<b>abc</b>
Raízes de <i>D. rariflora</i> (Amostra 2) (UFAM – Setor Sul)	27,38 $\pm$ 3,52	<b>abc</b>
Raízes de <i>D. rariflora</i> (Amostra 3) (UFAM – Setor Norte)	16,67 $\pm$ 5,74	<b>bc</b>
Raízes de <i>D. rariflora</i> (Amostra 4) (UFAM – Setor Norte)	12,63 $\pm$ 10,59	<b>bc</b>
Testemunha - Água Destilada	9,53 $\pm$ 1,10	<b>c</b>

\* Médias seguidas de mesma letra não diferem estatisticamente ( $p \leq 0,05$ ) pelo Teste de Tukey

Foram observadas variações interespecíficas (entre *D. rariflora* e *D. amazonica*) e intraespecíficas (entre as amostras de *D. rariflora* (1 a 8) e *D. amazonica* (9 e 10)) na atividade inseticida dos timbós, como também observado por outros autores (COSTA e BELO, 1999; PENA, 2012), em que a mesma espécie pode apresentar atividades que podem ser altamente letais, assim como extremamente ineficientes, dependendo da sua região de origem. Segundo Costa e Belo (1999), as espécies de timbós podem apresentar tal característica devido ao isolamento de suas populações que ocorreu durante o período quaternário da Terra.

Além da separação espacial, a diferença nas condições edafoclimáticas pode ter influenciado a produção de substâncias com princípios ativos sobre a mosca-branca. Plantas da mesma espécie em diferentes regiões precisam se adaptar para sobreviver, para isso dependem de suas características fisiológicas e morfológicas utilizadas de acordo com o fator

que causa a maior limitação (como nutrientes no solo e água) (LARCHER, 2000; PEREIRA, 2015). Os principais fatores que podem influenciar o acúmulo de metabólitos secundários em plantas são: Água, nutrientes do solo, temperatura, sazonalidade, índice pluviométrico, radiação UV, composição atmosférica, herbivoria e ataque de patógenos. Outras condições como a idade e o desenvolvimento das partes vegetativas, podem influenciar na produção de metabólitos secundários tanto em sua quantidade quanto na proporção de seus componentes (ENGELA, 2016; GOBBO-NETO; LOPES, 2007; SOARES, 2017).

Observa-se que as amostras com melhores resultados (6 e 8 de *D. rariflora* e 9 de *D. amazonica*) foram coletados em áreas descobertas ou parcialmente descobertas, como visto no item 3.5.1, áreas, portanto, com solos contendo baixa matéria orgânica e menor barreira física, condições consideradas mais rústicas. A ausência de barreiras físicas e as condições climáticas do verão amazônico são condições altamente favoráveis à colonização de insetos sugadores como a mosca-branca e os pulgões, com o aumento da temperatura e a baixa precipitação (NERY-SILVA et al., 2017; OLIVEIRA, 2016; SILVA et al., 2014; TOSCANO et al. 2016). Essas condições favoráveis ao ataque de pragas, bem como as edafoclimáticas, podem ter influenciado na adaptação genética das espécies à região de origem, forçando em alguns casos a produção de substâncias de maior ou menor eficiência na defesa contra insetos fitófagos, ocasionando uma seleção genética conferida pela adaptação (ANTONINI et al. 2013; FEY et al., 2013).

Analisando de maneira geral a Tabela 04 para a espécie *D. rariflora*, é possível observar uma tendência no agrupamento dos resultados mediante seu local de origem, os melhores resultados de maneira geral foram obtidos pelas amostras coletadas na região “3.Comunidade Nossa Senhora do Livramento”, seguidas pelas amostras da região “2.UFAM – Fazenda Experimental”, em sequência pelas amostras da região “1.1.UFAM – Campus

Setor Sul”, e com os piores resultados sendo apresentados pelas amostras da região “1.2 UFAM – Campus Setor Norte”.

Nesse caso, seria oportuno sugerir o termo “ecótipo” para estes timbós provenientes dessas diferentes regiões de coleta, assim como fez Pena (2012), trabalhando nestas mesmas regiões. Segundo Hufford e Mazer (2003), ecótipos são genótipos distintos (ou populações) dentro de uma espécie, resultantes da adaptação e de mudanças genéticas em resposta às condições ambientais locais, sendo capazes de realizar cruzamentos com outros ecótipos, neste caso, os resultados referentes ao efeito inseticida seriam respostas ao ambiente, que estaria influenciando a produção de substâncias ativas dentro destes ecótipos adaptados aquela região, como discutido anteriormente.

Como algumas amostras obtiveram resultados promissores, estas plantas podem futuramente ser objetos de investigação científica em novos testes com outras pragas-chaves; além de um possível uso em programas de melhoramento genético regional visando um material adaptado proveniente da variação genética entre essas populações, como proposto por Silveira et al. (2015).

#### **4.4. Comparação entre extratos aquosos das meliáceas e timbó**

Os melhores extratos nos experimentos anteriores (extrato de raiz de *D. amazonica*, amostra 09 e extratos de folhas de *C. odorata* e *A. indica*) foram testados para nível de comparação de desempenho na concentração de 5% e seus resultados estão apresentados na Tabela 05. Essas três plantas foram as selecionadas para a extração em HEX, DCM e MeOH, para a realização dos testes com seus extratos orgânicos.

**Tabela 05. Médias ( $\pm$  EP) de mortalidade com o uso de extratos aquosos de diferentes plantas inseticidas na concentração de 5% sobre a mosca-branca, *B. tabaci*.**

Estruturas/Espécies	Mortalidade (%)
Raízes de <i>D. amazonica</i> Killip (Timbó) (Amostra 9)	61,67 $\pm$ 2,76 <b>a</b>
Folhas de <i>Cedrela odorata</i> L. (Cedro-cheiroso)	25,55 $\pm$ 1,49 <b>b</b>
Folhas de <i>Azadirachta indica</i> A. Juss (Nim)	21,42 $\pm$ 1,10 <b>bc</b>
Testemunha - Água Destilada	6,07 $\pm$ 1,23 <b>d</b>

\*Médias seguidas de mesma letra não diferem estatisticamente ( $p \leq 0,05$ ) pelo Teste de Tukey

O extrato aquoso das raízes de *D. amazonica*, obteve um resultado de mortalidade elevada e superior aos dos demais extratos aquosos de meliáceas sobre as ninfas da mosca-branca, alcançando 61,67%, seguido pelos extratos aquosos de folhas de *C. odorata* (25,55%) e de *A. indica* (21,42%), que diferiram estatisticamente entre si.

Pena (2012) também obteve bons resultados ao testar a atividade ninficida dos extratos aquosos dos timbós *D. floribunda* e *D. rariflora*, com 87,29% e 82,60% de mortalidade, respectivamente, sobre a mosca-negra dos citros *Aleurocanthus woglumi* Ashby, esta, assim como a mosca-branca, um hemíptera, aleyrodidae. No entanto, o material vegetal moído passou mais de 90 h em maceração em água, enquanto nos testes deste trabalho passaram apenas 24h para que fossem filtrados e aplicados, e esta diferença entre tempo de maceração pode ter possibilitado uma maior extração de substâncias secundárias hidrossolúveis que possuíssem atividade ninficida sobre o inseto.

Corrêa (2006) corrobora com resultados positivos do timbó no controle de pragas, pois, ao testar o extrato aquoso de *Deguelia floribunda* (com o basônimo de *Lonchocarpus floribundus*) (FLORA DO BRASIL 2020, 2018), sobre *Toxoptera citricidus* Kirkaldy, o pulgão preto dos citros, alcançou 76,4% de mortalidade, utilizando na preparação dos extratos, o sistema soxleth (extração a quente).

Deve-se sempre considerar a diferença de suscetibilidade entre espécies à uma determinada substância, contudo, o tipo de processo adotado no preparo dos extratos pode apresentar maior ou menor eficiência na extração daquela substância que pode ter um determinado efeito sobre uma espécie.

Gnoatto et al. (2007) em seu trabalho com extração de metilxantinas (substâncias com alto poder estimulador do sistema nervoso central) em erva-mate com diferentes processos de extração, constataram a diferença na proporção de extração das substâncias estudadas de acordo com o tipo de processo de extração; neste estudo o timbó apresentou um resultado promissor sobre a mosca-branca, assim testes com novas metodologias de preparo e de extração desse material podem possibilitar uma maior eficiência na mortalidade das ninfas de *B. tabaci*.

Contudo, houve uma diferença grande no desempenho do timbó (*D. amazônica*) em relação as meliáceas, semelhante ao testado por Lorencetti et al. (2015), que testou produtos naturais à base de timbó e nim, e alcançou resultados de 94,5% e 52,8% respectivamente, de mortalidade sobre *Thaumastocoris peregrinus* (Hemiptera: Thaumastocoridae).

#### **4.5. Rendimento dos extratos orgânicos**

Os maiores rendimentos da extração de *A. indica* e *D. amazonica* (Amostra 9) foram obtidos com o emprego do solvente metanol (MeOH) (9,78% e 4,57%, respectivamente), seguido do diclorometano (DCM) e do hexano (HEX), nesse caso, os rendimentos aumentaram conforme foi aumentada a polaridade dos solventes. Em *C. odorata*, a maior extração também foi alcançada pelo solvente MeOH (15,31%), sendo este o maior rendimento entre as espécies, no entanto o segundo melhor rendimento foi ocasionado pelo solvente HEX, seguido pelo DCM (Tabela 06).

**Tabela 06. Rendimento dos extratos orgânicos de *A. indica*, *C. odorata* e *D. amazonica*.**

Estrutura/Espécie	Rendimento <sup>1</sup> (HEX)		Rendimento <sup>1</sup> (DCM)		Rendimento <sup>2</sup> (MeOH)	
	(g)	(%)	(g)	(%)	(g)	(%)
Folhas de <i>Azadirachta indica</i>	0,82	1,65	2,48	4,96	4,89	9,78
Folhas de <i>Cedrela odorata</i>	1,4	2,8	0,77	1,54	7,65	15,31
Raízes de <i>D. amazonica</i> (Amostra 9)	6,89	1,38	14,18	2,84	22,86	4,57

<sup>1</sup>Obtido a partir da quantidade 50 g de extrato bruto para *A. indica* e *C. odorata*, e <sup>2</sup>500 g para *D. amazonica*.

Pena (2012) alcançou o maior rendimento com amêndoas de nim no solvente hexano (20,29%), decrescendo conforme o aumento da polaridade (DCM e depois MeOH).

Giordani (2014) teve um rendimento de 12,7% com extrato hidroetanólico de *Cedrela odorata*, superior as extrações em HEX (2,8%) e DCM (1,54%) alcançadas neste trabalho, porém inferior a extração em MeOH (15,31%).

O melhor rendimento do timbó (*D. floribunda*) encontrado por Pena (2012) nos três solventes (HEX, DCM e MeOH) foi de 6,49% em MeOH, com aumento conforme o aumento da polaridade dos solventes (HEX=1,70%; DCM=4,09%), todos com melhores rendimentos em comparação ao obtido por *D. amazonica*.

No entanto, essas diferenças de rendimento não significam uma maior facilidade na extração da(s) substância(s) com atividade inseticida, contudo, é válido enfatizar que no caso de os extratos apresentarem a mesma eficiência no controle de um inseto alvo, o rendimento age como um fator adicional de seleção entre os extratos (SILVA, M.A., 2010).

#### 4.6. CL<sub>50</sub> timbó

Para a estimativa da CL<sub>50</sub>, foi escolhido o extrato de *Deguelia amazonica* em diclorometano (DCM), em comparação com a testemunha (água destilada e acetona P.A na proporção 1:1). O timbó foi escolhido por ter apresentado o melhor resultado de mortalidade sobre as ninfas da mosca-branca com o extrato aquoso, e o extrato orgânico em DCM por estar em uma posição intermediária na ordem de polaridade entre os três solventes orgânicos utilizados, sendo estimada uma CL<sub>50</sub> de 0,86% (Tabela 07).

As concentrações partiram de 0,031%, que foi a concentração letal encontrada no trabalho de Pena (2012), com extratos orgânicos de *A. indica* e *D. rariflora*, em testes utilizando os solventes orgânicos hexano, diclorometano e metanol sobre *Aleurocanthus woglumi* Ashby. Jesus et al. (2013), encontraram uma CL<sub>50</sub> para a mosca-branca com o extrato etanólico de *D. amazônica* de 1013,9 µg ml<sup>-1</sup> (próximo de 0,1%). Carvalho et al. (2015) testou nanoformulações à base de nim, estimou uma CL<sub>50</sub> de 180,67 mg L<sup>-1</sup> (próximo de 0,018%) de azadiractina para *B. tabaci*.



**Tabela 07. Médias ( $\pm$  EP) de mortalidade de *B. tabaci* e CL<sub>50</sub> com o uso de extratos orgânicos em DCM de raízes de *Deguelia amazonica* (Amostra 9).**

Concentrações	Mortalidade (%)	
	DCM	
Água + Acetona P.A.	5,144 $\pm$ 0,865	f
<i>Deguelia amazonica</i> (0,031%)	13,584 $\pm$ 0,785	e
<i>Deguelia amazonica</i> (0,062%)	19,554 $\pm$ 1,044	d
<i>Deguelia amazonica</i> (0,1%)	27,386 $\pm$ 0,674	c
<i>Deguelia amazonica</i> (0,3%)	32,578 $\pm$ 0,896	b
<i>Deguelia amazonica</i> (0,5%)	39,340 $\pm$ 0,350	a
<b>CL<sub>50</sub> = 0,860</b>		
(IC (90%) = 0,046 – 15,905)		

\*Médias seguidas de mesma letra não diferem entre si pelo teste de Tukey 5% de probabilidade, em cada planta analisada separadamente. Para a análise estatística, os dados foram transformados em ARCSENO  $\left[\frac{(X+0,5)}{100}\right]^{1/2}$ .  
IC=Intervalo de Confiança

A concentração estimada de 0,86% foi adotada para os demais testes com extratos orgânicos de *Deguelia amazonica*, *Cedrela odorata* e *Azadirachta indica*.

#### 4.7. Extrato orgânico das meliáceas

Os extratos orgânicos das meliáceas (*Cedrela odorata* e *Azadirachta indica*) na concentração de 0,86% (a mesma encontrada na CL<sub>50</sub> do timbó em DCM) apresentaram seus melhores resultados com o uso dos extratos em DCM. No entanto, mesmo com uma melhora na atividade ninficida, em que os extratos tiveram seus resultados potencializados, o resultado final não chega a ser elevado, em *Azadirachta indica*, por exemplo, o extrato em

diclorometano atingiu 31,42 % de mortalidade, um aumento de 43,99% em relação ao teste com o extrato aquoso. Já em *Cedrela odorata*, com o extrato em DCM, obteve-se 27,08% de mortalidade ninfal, um aumento de apenas 10,35% em relação ao extrato aquoso (Tabela 08).

**Tabela 08. Médias ( $\pm$  EP) de mortalidade com o uso de extratos orgânicos das folhas de meliáceas *Cedrela odorata* L. e *Azadirachta indica* em HEX, DCM e MeOH sobre a mosca-branca, *B. tabaci*, na concentração de 0,86%.**

Estruturas/Espécies	Mortalidade (%)
Testemunha - Água Destilada + Acetona	5,686 $\pm$ 0,725 <b>d</b>
<i>Azadirachta indica</i> A. Juss (Hexano)	21,136 $\pm$ 3,762 <b>bc</b>
<i>Azadirachta indica</i> A. Juss (Diclorometano)	31,426 $\pm$ 1,741 <b>a</b>
<i>Azadirachta indica</i> A. Juss (Metanol)	27,056 $\pm$ 2,588 <b>ab</b>
<i>Cedrela odorata</i> L. (Hexano)	23,814 $\pm$ 0,778 <b>abc</b>
<i>Cedrela odorata</i> L. (Diclorometano)	27,088 $\pm$ 2,130 <b>ab</b>
<i>Cedrela odorata</i> L. (Metanol)	15,298 $\pm$ 1,571 <b>c</b>

\*Médias seguidas de mesma letra não diferem estatisticamente ( $p \leq 0,05$ ) pelo Teste de Tukey

Bezerra-Silva (2010) obteve um resultado melhor na mortalidade, de 67,79% sobre as ninfas da mosca-branca com o extrato orgânico das folhas de *A. indica* em DCM, com uma concentração menor, de 0,56%, contudo, seu processo envolveu o sistema Soxhlet com a utilização do solvente DCM para o preparo de seu extrato orgânico.

Com os extratos obtidos em hexano, os resultados alcançados foram muito parecidos com os resultados dos extratos aquosos, com uma diferença mínima entre eles, sugerindo que as substâncias interessantes sejam mais polares, não sendo o hexano capaz de extraí-las com facilidade.

Pitta (2015) também testou o efeito de extratos orgânicos das folhas (2%) de várias espécies de meliáceas (*Trichilia pallida*, *Trichilia clausenii*, *Trichilia catiguá*, *Guarea*

*guidonia e Toona ciliata*) sobre *Rhopalosiphum maidis* (Hemiptera: Aphididae) em hexano, diclorometano e etanol, e teve seu melhor resultado com o extrato hexânico de *T. pallida*, com 24,0% de mortalidade sobre as ninfas, não sendo efetiva a sua aplicação, no entanto, ao fracionar esse extrato orgânico com diferentes solventes (acetona, metanol, acetato de etila e hexano), obteve na fração hexano um nível elevado de mortalidade (89,0%) ao contabilizar os resultados dos testes dos *R. maidis* que se alimentavam das folhas de sorgo tratadas com esta fração, concluindo que existiam substâncias com atividade inseticida promissoras naquele extrato; Isto indica que outros tipos de uso podem alcançar remates diferentes aos atuais com o uso dos extratos orgânicos dessas meliáceas.

Ao contrário do que acontece com o nim, *Cedrela odorata* expressou um resultado menos expressivo do que o próprio extrato aquoso, tendo apenas 15,29% de atividade ninficida, uma redução de 37,65% em sua ação. Isto sugere que as substâncias ativas presentes em *C. odorata* sejam mais apolares, e por isso não aparecem em uma boa proporção em extratos orgânicos com solventes de maior polaridade. Os resultados das mortalidades dos extratos orgânicos de *A. indica* e de *C. odorata* estão na Tabela 08.

#### **4.8. Extrato orgânico do timbó**

O melhor resultado com o uso dos extratos orgânicos de *Deguelia amazônica* na concentração de 0,86% foi em hexano, atingindo 72,24% de mortalidade, seguido por diclorometano, com 57,256%, e metanol, com 49,98%, todos diferindo estatisticamente entre si, e da testemunha (Tabela 09). Os resultados alcançados são considerados promissores para o controle da mosca-branca.

**Tabela 09. Médias ( $\pm$  EP) de mortalidade com o uso de extratos orgânicos das raízes de timbó, *Deguelia amazonica* (Amostra 1) em HEX, DCM e MeOH, na concentração de 0,86% sobre a mosca-branca, *B. tabaci*.**

Estruturas/Espécies	Mortalidade
	(%)
Testemunha - Água Destilada + Acetona	6,390 $\pm$ 1,015 <b>c</b>
<i>Deguelia amazonica</i> (Hexano)	72,238 $\pm$ 1,594 <b>a</b>
<i>Deguelia amazonica</i> (Diclorometano)	57,256 $\pm$ 0,625 <b>b</b>
<i>Deguelia amazonica</i> (Metanol)	49,980 $\pm$ 3,262 <b>b</b>

\*Médias seguidas de mesma letra não diferem estatisticamente ( $p \leq 0,05$ ) pelo Teste de Tukey

Pena (2012) também alcançou ótimos resultados em testes com extratos orgânicos de raízes de timbó (*D. floribunda*) em HEX, DCM e MeOH, na concentração de 0,031% sobre a mosca-negra-dos-citros, *A. woglumi*, e alcançou sua maior mortalidade também com o uso do extrato hexânico, com 93,99%, seguido pelo de diclorometano (86,99%), e de metanol (81,19%). Netto (2016) testou a toxicidade de extratos etanólicos de *Andira paniculata* (Fabaceae) em *Helicoverpa armigera*, e conseguiu na fração hexânica (concentração de 0,01%) uma mortalidade de 85%, além de observar efeito fagodeterrente.

As extrações com uso de hexano com bons resultados sobre o controle de pragas com fabáceas sugere uma alta efetividade na extração das substâncias secundárias ativas presentes em espécies dessa família por solventes apolares.

Gnoatto et. al. (2007) concluíram que a eficiência na extração de metilxantinas dependia da solubilidade granjeada pelos solventes empregados. Segundo Martins et. al. (2013), de maneira geral, a solubilidade das espécies orgânicas em solventes polares ou apolares está relacionada com a polaridade do soluto e do solvente em questão.

A solubilidade das substâncias orgânicas pode estar envolvida diretamente em diversos processos biológicos; assim como a possibilidade da ocorrência de sinergismo, como

observado no trabalho de Machado et. al. (2013), que testaram extratos orgânicos de *D. floribunda* (com basônimo de *Lonchocarpus florubundus*) (FLORA DO BRASIL 2020, 2018), em acetato de etila e etanol sobre o carrapato bovino, e conseguiu maior eficiência de mortalidade e inibição da oviposição com o extrato etanólico (100%), enfatizando que a rotenona (que possui caráter apolar), é o princípio ativo encontrado em maiores concentrações nas raízes de timbós, e deveria estar presente em maiores concentrações no extrato com acetato de etila causando maior ação sobre os insetos, o que não aconteceu, sugerindo que o extrato etanólico poderia possuir constituintes químicos que atuassem em sinergismo com a rotenona, aumentando seu potencial inseticida.

Além disso, apesar da diferença entre os tratamentos testados neste trabalho, a mortalidade alcançada em cada um pode ser considerada promissora, indicando também a possibilidade de outras substâncias além da rotenona estarem causando este efeito inseticida, cabendo maiores estudos a respeito das substâncias presentes nas raízes e seus efeitos.

#### **4.9. Repelência da mosca-branca, *B. tabaci* com o uso do óleo de andiroba, *Carapa guianenses*.**

Analisando o gráfico da postura total de ovos nos tratamentos (Figura 06 e Tabela 10), observa-se que a concentração 0,8% não teve uma diferença significativa em relação à testemunha Acetona P.A., tendo uma redução da oviposição quando comparada com a testemunha de apenas 2,62%. Quando a concentração foi elevada para 1%, a repelência foi altamente perceptível, com a redução de 82,13% na postura dos ovos da mosca-branca. Uma redução ainda maior ocorreu na concentração do óleo em 1,5%, causando redução de 88,55% na postura dos ovos da *B. tabaci*. Tais dados ajudam a demonstrar que o óleo de *Carapa*

*guianenses*, possui propriedades que podem causar repelência na oviposição de *B. tabaci*, e pode ser estudado para elaboração de medida de controle sobre esta praga.

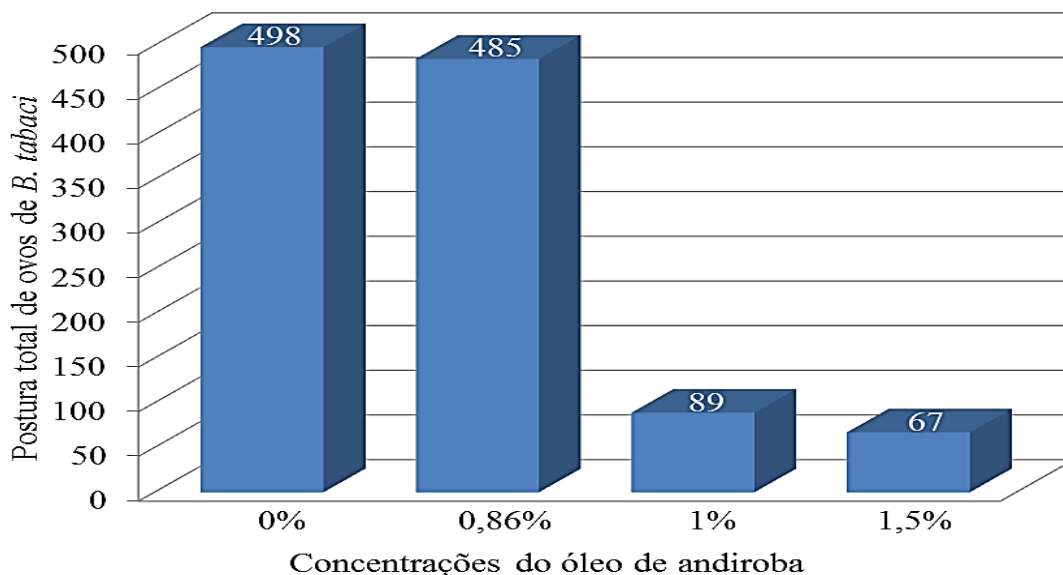


Figura 06. Postura total de ovos da mosca-branca, *B. tabaci*, em relação às diferentes concentrações do óleo de andiroba, *C. guianenses*.

**Tabela 10. Postura média e porcentagem de repelência da mosca-branca, *B. tabaci* com o uso do óleo de andiroba, *C. guianensis* sob diferentes concentrações do extrato.**

	Concentrações			
	Test.	0,86%	1,00%	1,50%
<sup>1</sup> MT	98,8±0,58 a	97±26,87 a	17,8±8,85 b	13,4±4,31 b
<sup>2</sup> PR	0	1,32	69,68	76,15

<sup>1</sup>Média de oviposição por tratamento; <sup>2</sup>Porcentagem de repelência calculado segundo proposto por Obeng-Ofori (1995).

\*Médias seguidas de mesma letra não diferem estatisticamente ( $p \leq 0,05$ ) pelo Teste de Tukey

Os resultados das médias de oviposição por tratamento (média das repetições) e da porcentagem média de repelência (Tabela 10), demonstram com mais clareza que a concentração de 0,86% tem resultados muito próximos ao da testemunha, enquanto que os

tratamentos 1% e 1,5% apresentam-se eficientes em repelir a postura dos ovos nas plantas de couve.

A repelência do óleo de andiroba vem sendo testado em diversos trabalhos com resultados positivos, resultados semelhantes a este trabalho foram alcançados por Rosa et al. (2011), que testou a repelência do óleo das sementes de andiroba sobre a mosca-das-frutas em pomar de goiabeira (*Anastrepha* spp.) (Diptera: Tephritidae), através da captura com armadilhas contendo proteína hidrolisada e óleo de andiroba em diferentes concentrações (0,5, 1,0 e 2,0%), e observou que a redução da captura das moscas-das-frutas foi proporcional ao aumento da concentração do óleo de andiroba, demonstrando o efeito repelente sobre a praga.

Fernandes et al. (2016) testaram concentrações de andiroba misturadas com vaselina, e encontrou efeito repelente nas concentrações de 20 e 50%, sobre *Chrysomya albiceps*, *Chrysomya megacephala*, *Lucilia cuprina*, *Lucilia eximia*, *Lucilia sericata* e *Sarconesia chlorogaster*, todas moscas pertencentes à família Calliphoridae.

Fernandes (2013) também constatou a repelência de andiroba sobre *C. albiceps*, *C. megacephala*, *L. cuprina*, *L. eximia*, *L. sericata* e *S. chlorogaster* (espécies da família Calliphoridae), utilizando uma concentração de 50% (Óleo de Andiroba + Vaselina líquida), utilizando armadilhas com carne deteriorada.

Freire et al. (2006) testaram o efeito dos óleos de andiroba e copaíba sobre forídeo (Diptera: Phoridae) (Pragas das colmeias), em tratamentos utilizando pólen misturado aos óleos, e ambos os óleos apresentaram repelência de até 100%.

Gott et al. (2010) também obtiveram bons resultados de repelência com o óleo de andiroba sobre o gorgulho-do-milho (*Sitophilus zeamais*), ao testar o ataque dos insetos adultos não sexados e com 24h sem alimentação, em caixas plásticas com 20 g de milho, nas concentrações de 5, 10, 20 e 40%, não havendo diferença entre o tratamento controle e as

concentrações de 5 e 10%, mas alcançou mais de 70% de repelência nas concentrações mais altas, demonstrando o efeito repelente do óleo sobre a praga.

#### 4.10. Mortalidade da mosca-branca, *B. tabaci* com o uso do óleo de andiroba, *C. guianenses* sob diferentes concentrações do extrato

As três concentrações apresentaram um bom desempenho em relação à atividade ninficida sobre *B. tabaci*, não diferiram estatisticamente entre si; e estas diferindo da testemunha. A maior mortalidade ocorreu com o uso do extrato na concentração de 1,5% com 68,34% de mortalidade, seguida da concentração 1% (67,91%), e 0,8% (65,31%) (Tabela 11). Tais dados atestam o potencial do óleo de *Carapa guianenses* no controle da mosca-branca.

**Tabela 11. Médias ( $\pm$  EP) de mortalidade da mosca-branca, *B. tabaci* com o uso de diferentes concentrações de óleo *Carapa guianensis***

Estruturas/Espécies	Mortalidade (%)
Testemunha - Água Destilada	6,070 $\pm$ 1,235 <b>b</b>
<i>Carapa guianensis</i> Aubl 0,86%	65,318 $\pm$ 7,513 <b>a</b>
<i>Carapa guianensis</i> Aubl 1%	67,916 $\pm$ 4,099 <b>a</b>
<i>Carapa guianensis</i> Aubl 1,5%	68,344 $\pm$ 5,816 <b>a</b>

\*Médias seguidas de mesma letra não diferem estatisticamente ( $p \leq 0,05$ ) pelo Teste de Tukey

Farias et al. (2017) testaram a eficácia do óleo de sementes de andiroba *in vitro* sobre *Damalinea caprae* (Mallophaga: Trichodectidae), em concentrações de 100%, 50%, 30%, 20%, 10%, 5% e 2,5%, utilizando água destilada e tween 80 como dispersantes e observou que na primeira hora, as concentrações de 100, 50 e 30%, causaram 100% de mortalidade, enquanto que em 10 e 5% ocorreu 3 h depois da aplicação, e em 2,5%, levou 6 horas para



atingir 100% de mortalidade, concluindo que o uso do óleo *in vitro* possui atividade inseticida, e potencialmente recomendado como alternativa viável ao controle do ectoparasita. Todas as concentrações são maiores que as utilizadas neste trabalho, e alcançaram 100% de mortalidade em questões de horas.

Santos et al. (2016) testaram 200 µL de óleo (Não diluídos) de diferentes espécies, incluindo *C. guianenses*, em placas de Petri sobre *S. frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae), e alcançou eficiências de 64,7% e 97,50% no controle de ovos e lagartas, respectivamente.

Soares et al. (2008) testaram a atividade inseticida do óleo de *Carapa guianensis* (100, 80, 60, 40, 20, 10 e 1%) sobre o imaturo de *Tenebrio molitor* (Bicho-da-farinha) (Coleoptera: Tenebrionidae), e em superfície contaminada alcançou 90% de mortalidade após 10 dias com a concentração de 10%, e a partir de 40% todos os imaturos morreram em 24 horas. A concentração de 1% obteve 60% de mortalidade, próximo ao encontrado neste trabalho.

Lima et al. (2015) compararam o óleo essencial de andiroba (1 e 10%) com o extrato alcoólico do tegumento da semente sobre imaturos de *T. molitor*, ambos tendo sabão líquido como emulsificador, e o óleo teve melhores resultados a respeito da ação inseticida (resultados de 97,5% de mortalidade em 24 horas com 10%) do que o extrato alcoólico (22,5% no mesmo período). Na concentração de 1%, as taxas de mortalidade foram crescentes a cada 24 h de análise, atingindo sua máxima no quinto dia com 90% de mortalidade, superior ao melhor resultado com a concentração de 1,5% com 68,34% de mortalidade alcançada após 7 dias.

#### 4.11. Análise química

##### 4.11.1. Cromatografia de camada delgada dos extratos orgânicos de *A. indica* e *C. odorata*

Para as análises químicas foram selecionados os extratos orgânicos com os melhores resultados de mortalidade de cada uma das espécies testadas: Extrato diclorometano de *A. indica* e *C. odorata*, e extrato hexano de *D. amazonica*.

A análise em cromatografia de camada delgada procedeu por comparação das amostras dos extratos orgânicos de *A. indica* e *C. odorata* com os padrões de Azadiractina (*Sigma*®  $\geq 95\%$ ) (AZA), e com os padrões lupeol (LUP) (Triterpeno), amirina (AM) (Triterpeno), sitosterol (SIT) (Esteróide) e mexicanolideo (ME) (Limonóide) (Figura 07), cedidos pelo Laboratório de Química de Produtos Naturais do INPA.

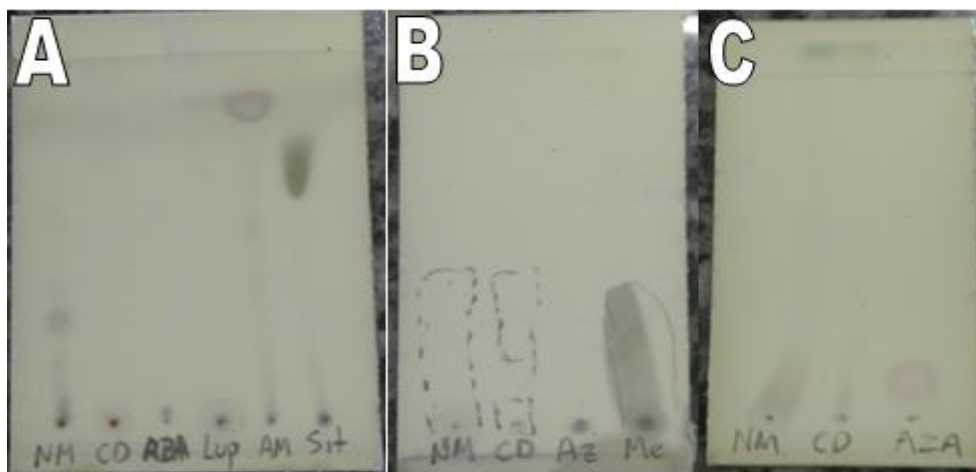


Figura 07. A) CCD com amostras de *A. indica* (NM), *C. odorata* (CD), azadiractina (AZA), lupeol (LUP), amirina (AM) e sitosterol (SIT) revelada em vanilina sulfúrica; B) CCD com amostras de *A. indica*, *C. odorata*, azadiractina e mexicanolideo (ME) revelada em vanilina sulfúrica; C) CCD com amostras de *A. indica*, *C. odorata* e azadiractina revelada em vanilina sulfúrica, em 100% DCM.

Nenhum padrão testado junto com a azadiractina em comparação as amostras dos extratos diclorometanos de *A. indica* e *C. odorata* correspondeu positivamente, de maneira que não foi demonstrado indícios da presença de azadiractina nesses extratos.

No sistema 100% DCM, o padrão de azadiractina se revela (Figura 07) em um tom rosado e nítido na placa, não havendo nenhuma similaridade com as amostras comparadas. Isto sugere que a azadiractina não foi extraída pelo solvente DCM, ou que a mesma não fazia parte das substâncias que se encontravam no extrato bruto das folhas destas meliáceas.

Tal fato aponta a ausência desta substância (majoritária entre meliáceas com ação inseticida) como um dos possíveis fatores para a baixa eficiência dos extratos destas plantas (aquosos e orgânicos), podendo inclusive ter outras substâncias desconhecidas que estejam manifestando essa atividade, mas de maneira inferior quando comparado com outros testes encontrados na literatura, principalmente a respeito da *A. indica* (PENA, 2012; SILVA et al., 2009; TORRES et al., 2006).

Outro fator a ser levantado é que a parte vegetativa usada para a preparação dos extratos não seja rica em substâncias de interesse, principalmente azadiractina, para o controle de pragas, pois diversas literaturas discorrem sobre o teor em maior quantidade nas amêndoas dessa espécie (LOVATTO, 2012; VENZON et al., 2007) apesar de haver trabalhos com os extratos de folhas que obtiveram bons resultados no controle de pragas como os de Baldin et al. (2007) e de Silva et al. (2016).

#### **4.11.2. Cromatografia de camada delgada do extrato orgânico de *D. amazonica***

As primeiras análises em cromatografia de camada delgada do extrato hexano do timbó (*D. amazonica*) se mostrou de bastante interesse pela quantidade de substâncias que foram reveladas nos primeiros testes (Figura 08), incluindo uma determinada “faixa” onde

provavelmente estaria a rotenona misturada em meio as demais substâncias. Mediante a isto, as análises prosseguiram para uma nova etapa, a coluna cromatográfica tipo filtrante.

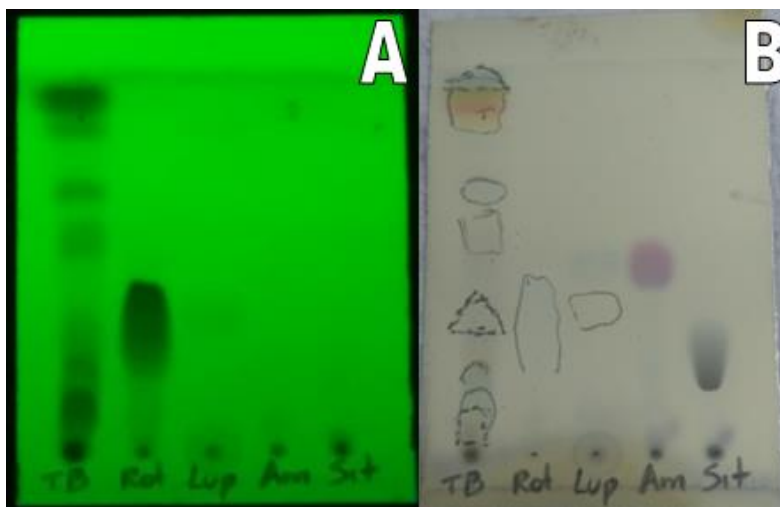


Figura 08. A) CCD revelada com amostras de *D. amazonica* (TB), rotenona (ROT), lupeol (LUP), amirina (AM) e sitosterol (SIT) revelada em luz UV 254 nm; B) CCD revelada com amostras de *D. amazonica* (TB), rotenona (ROT), lupeol (LUP), amirina (AM) e sitosterol (SIT) revelada em vanilina sulfúrica.

#### 4.11.3. Fracionamento cromatográfico: coluna cromatográfica tipo filtrante

Foram obtidas 26 frações (Figura 09), que após o teste de solubilidade, prosseguiram para as análises em cromatografia de camada delgada. Na Tabela 12 seguem os seus respectivos rendimentos.

**Tabela 12. Rendimentos das frações do extrato HEX de raízes de *D. amazonica* em (HEX, DCM, MeOH) obtidos por cromatografia em coluna filtrante.**

Espécie botânica/Extratores/(Amostras)	Rendimento <sup>1</sup>	
	g	%
Timbó 7 ( <i>D. amazonica</i> ) HEX (TBH1)	0,0705	1,02
Timbó 7 ( <i>D. amazonica</i> ) HEX (TBH2)	0,1209	1,75
Timbó 7 ( <i>D. amazonica</i> ) HEX (TBH3)	0,0676	0,98
Timbó 7 ( <i>D. amazonica</i> ) HEX/DCM (TBH4)	0,0699	1,01
Timbó 7 ( <i>D. amazonica</i> ) HEX/DCM (TBH5A)	0,2996	4,35
Timbó 7 ( <i>D. amazonica</i> ) HEX/DCM (TBH5B)	0,0494	0,72
Timbó 7 ( <i>D. amazonica</i> ) HEX/DCM (TBH6)	0,3442	4,99
Timbó 7 ( <i>D. amazonica</i> ) HEX/DCM (TBH7)	0,4317	6,26
Timbó 7 ( <i>D. amazonica</i> ) DCM (TBH8)	0,5403	7,84
Timbó 7 ( <i>D. amazonica</i> ) DCM (TBH9)	0,2342	3,40
Timbó 7 ( <i>D. amazonica</i> ) DCM/MeOH (TBH10)	0,2285	3,32
Timbó 7 ( <i>D. amazonica</i> ) DCM/MeOH (TBH11)	0,149	2,16
Timbó 7 ( <i>D. amazonica</i> ) DCM/MeOH (TBH12)	0,3185	4,62
Timbó 7 ( <i>D. amazonica</i> ) DCM/MeOH (TBH13A)	0,1675	2,43
Timbó 7 ( <i>D. amazonica</i> ) DCM/MeOH (TBH13B)	2,3536	34,15
Timbó 7 ( <i>D. amazonica</i> ) DCM/MeOH (TBH13B2)	0,3876	5,62
Timbó 7 ( <i>D. amazonica</i> ) MeOH (TBH14)	0,1562	2,27
Timbó 7 ( <i>D. amazonica</i> ) MeOH (TBH15)	0,0726	1,05
Timbó 7 ( <i>D. amazonica</i> ) MeOH (TBH16)	0,0783	1,14
Timbó 7 ( <i>D. amazonica</i> ) MeOH (TBH17)	0,0723	1,05
Timbó 7 ( <i>D. amazonica</i> ) MeOH (TBH18)	0,0702	1,02
Timbó 7 ( <i>D. amazonica</i> ) MeOH (TBH19)	0,0691	1,00
Timbó 7 ( <i>D. amazonica</i> ) MeOH (TBH20)	0,0693	1,01
Timbó 7 ( <i>D. amazonica</i> ) MeOH (TBH21)	0,1016	1,47
Timbó 7 ( <i>D. amazonica</i> ) MeOH (TBH22)	0,0716	1,04
Timbó 7 ( <i>D. amazonica</i> ) MeOH (TBH23)	0,072	1,04

<sup>1</sup>Obtido a partir da quantidade 6,892 g de extrato bruto



Figura 09. Frações obtidas pela cromatografia em coluna cromatográfica tipo filtrante.

#### 4.11.4. Cromatografia em camada delgada das frações obtidas pela coluna cromatográfica tipo filtrante

A revelação das placas em UV 254 nm, só demonstraram indícios da rotenona a partir da fração TBH-13A (13A) (Figura 10). A revelação em vanilina sulfúrica apontou as frações TBH-13A, TBH-13B, TBH-13B2 e TBH-14 (Figura 11) como as frações mais prováveis ao aparecimento majoritário da rotenona após uma nova separação por coluna flash. A amostra TBH13B2 foi escolhida pela quantidade (387,6 mg) e pelo aspecto físico seco, porém facilmente solúvel em DCM.

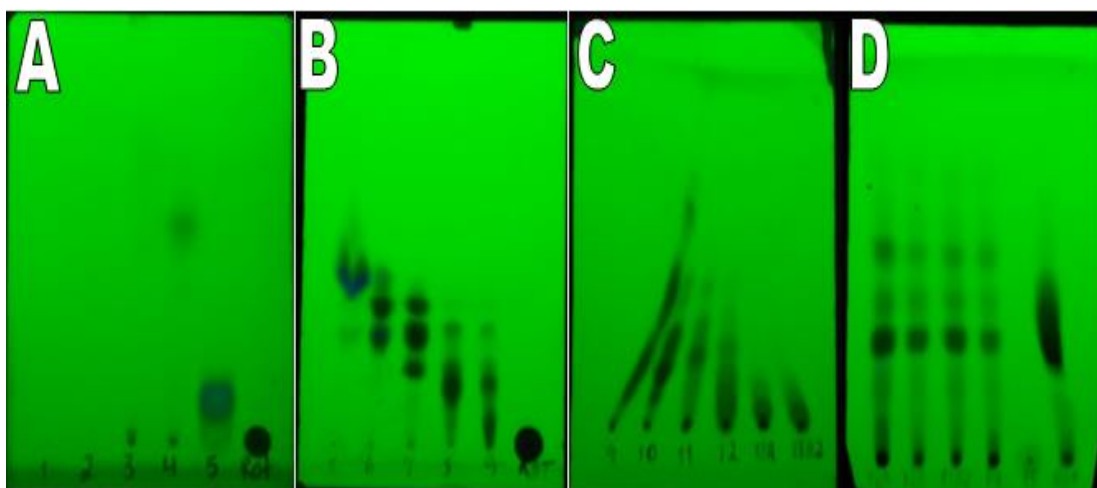


Figura 10. A) CCD das frações de *D. amazonica* obtidas por coluna cromatográfica tipo filtrante revelada em UV 254 nm: 1, 2, 3, 4, 5 e ROT; B) 5, 6, 7, 8, 9 e ROT; C) 9, 10, 11, 12, 13A, 13B; D) 13A, 13B, 13B2, 14, 15 e ROT.

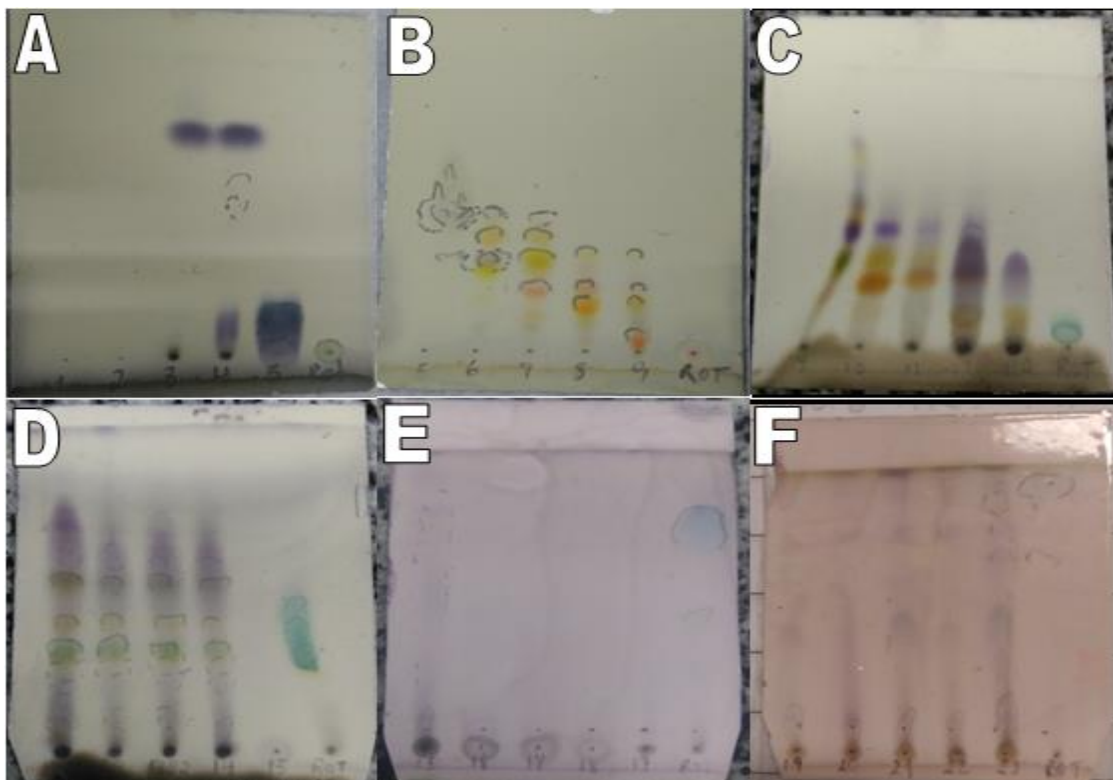


Figura 11. A) CCD das frações de *D. amazonica* obtidas por coluna cromatográfica tipo filtrante revelada em vanilina sulfúrica: 1, 2, 3, 4, 5 e ROT; B) 5, 6, 7, 8, 9 e ROT; C) 9, 10, 11, 12, 13A, 13B; D) 13A, 13B, 13B2, 14, 15 e ROT; E) 15, 16, 17, 18, 19 e ROT; F) 19, 20, 21, 22, 23 e ROT.

#### 4.11.5. Fracionamento cromatográfico: coluna cromatográfica tipo flash

Com a coluna cromatográfica tipo flash foram obtidas 23 sub-frações (Figura 12), que foram analisadas novamente por cromatografia de camada delgada. Os rendimentos dessas sub-frações encontram-se na Tabela 13.

**Tabela 13. Rendimentos das sub-frações da fração TBH13B2 das raízes de *D. amazonica* em (HEX, Acetato, DCM, MeOH) obtidos por coluna cromatográfica tipo flash.**

Espécie botânica/Extratores/(Amostra)	Rendimento <sup>1</sup>	
	g	%
Timbó 7 ( <i>D. amazonica</i> ) HEX/ACT (TBH13B2-1)	0,0089	2,30
Timbó 7 ( <i>D. amazonica</i> ) HEX/ACT (TBH13B2-2)	0,0083	2,14
Timbó 7 ( <i>D. amazonica</i> ) HEX/ACT (TBH13B2-3)	0,0125	3,22
Timbó 7 ( <i>D. amazonica</i> ) HEX/ACT (TBH13B2-4)	0,017	4,39
Timbó 7 ( <i>D. amazonica</i> ) HEX/ACT (TBH13B2-5)	0,0206	5,31
Timbó 7 ( <i>D. amazonica</i> ) HEX/ACT (TBH13B2-6)	0,0221	5,70
Timbó 7 ( <i>D. amazonica</i> ) HEX/ACT (TBH13B2-7)	0,0218	5,62
Timbó 7 ( <i>D. amazonica</i> ) HEX/ACT (TBH13B2-8)	0,055	14,19
Timbó 7 ( <i>D. amazonica</i> ) HEX/ACT (TBH13B2-9)	0,0213	5,50
Timbó 7 ( <i>D. amazonica</i> ) HEX/ACT (TBH13B2-10)	0,0216	5,57
Timbó 7 ( <i>D. amazonica</i> ) HEX/ACT (TBH13B2-11)	0,0286	7,38
Timbó 7 ( <i>D. amazonica</i> ) HEX/ACT (TBH13B2-12)	0,0293	7,56
Timbó 7 ( <i>D. amazonica</i> ) HEX/ACT (TBH13B2-13)	0,0239	6,17
Timbó 7 ( <i>D. amazonica</i> ) HEX/ACT (TBH13B2-14)	0,0028	0,72
Timbó 7 ( <i>D. amazonica</i> ) HEX/ACT (TBH13B2-15)	0,0109	2,81
Timbó 7 ( <i>D. amazonica</i> ) HEX/ACT (TBH13B2-16)	0,0111	2,86
Timbó 7 ( <i>D. amazonica</i> ) DCM/ACT (TBH13B2-17)	0,0114	2,94
Timbó 7 ( <i>D. amazonica</i> ) DCM/ACT (TBH13B2-18)	0,0107	2,76
Timbó 7 ( <i>D. amazonica</i> ) DCM/ACT (TBH13B2-19)	0,0035	0,90
Timbó 7 ( <i>D. amazonica</i> ) HEX/MeOH (TBH13B2-20)	0,0165	4,26
Timbó 7 ( <i>D. amazonica</i> ) HEX/MeOH (TBH13B2-21)	0,0099	2,55
Timbó 7 ( <i>D. amazonica</i> ) HEX/MeOH (TBH13B2-22)	0,0089	2,30
Timbó 7 ( <i>D. amazonica</i> ) HEX/MeOH (TBH13B2-23)	0,006	1,55

<sup>1</sup>Obtido a partir da quantidade 0,3876 g de extrato bruto



Figura 12. Frações obtidas pela cromatografia em coluna cromatográfica tipo flash.



#### 4.11.6. Cromatografia em camada delgada das sub-frações obtidas pela coluna cromatográfica tipo filtrante

A revelação na luz UV apontou que a partir da sub-fração 9, havia substâncias na mesma RF do padrão Rotenona (Sigma Aldrich®) (Figura 13), indicando uma possível presença da rotenona na amostra. Contudo, a revelação em vanilina sulfúrica (Figura 14) não apresentou a rotenona como substância majoritária em nenhuma das sub-frações de TBH13B2.

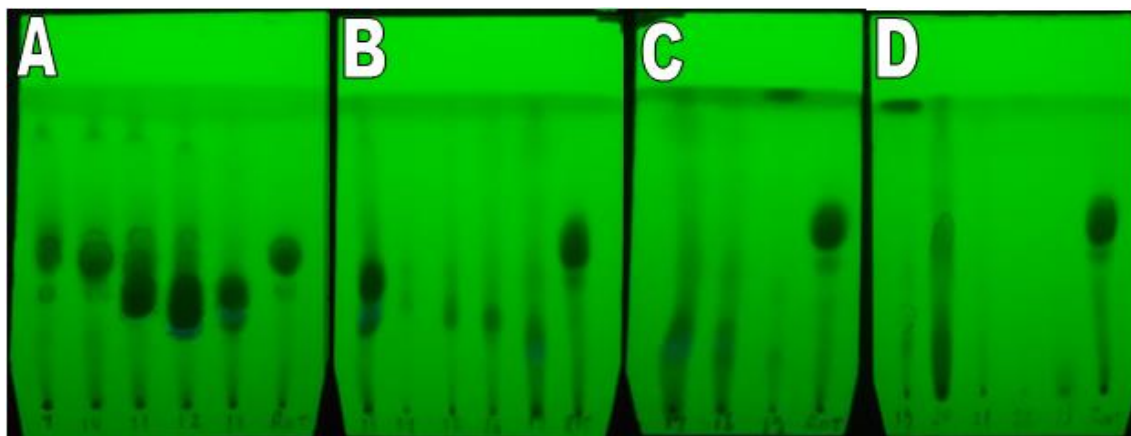


Figura 13. A) CCD das frações de *D. amazonica* obtidas por coluna cromatográfica tipo flash revelada em UV 254 nm: 9, 10, 11, 12, 13 e ROT; B) 13, 14, 15, 16, 17 e ROT; C) 17, 18, 19 e ROT; D) 19, 20, 21, 22, 23 e ROT.

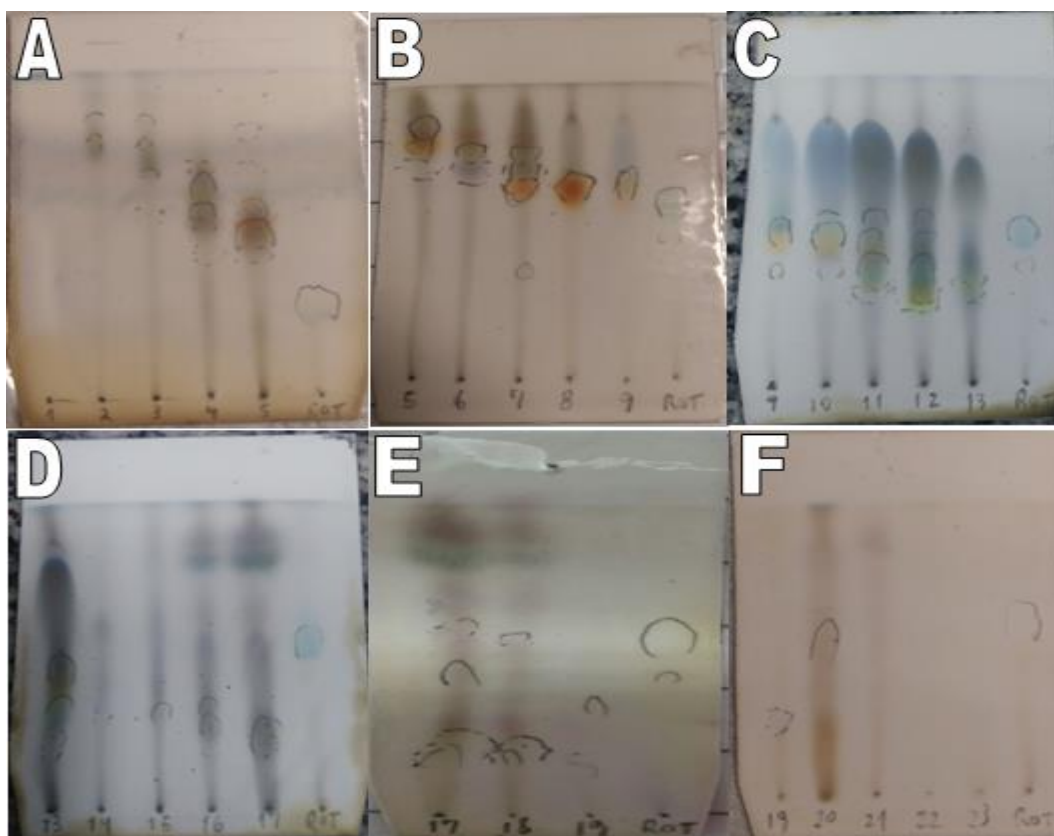


Figura 14. A) CCD das frações de *D. amazonica* obtidas por coluna cromatográfica tipo flash revelada em vanilina sulfúrica: 1, 2, 3, 4, 5 e ROT; B) 5, 6, 7, 8, 9 e ROT; C) 9, 10, 11, 12, 13 e ROT; D) 13, 14, 15, 16, 17 e ROT; E) 17, 18, 19 e ROT; F) 19, 20, 21, 22, 23 e ROT.

A cromatografia de camada delgada não foi capaz de detectar a rotenona (comparação com o padrão Rotenona®) de forma majoritária em nenhuma das frações ou subfrações analisadas, não sendo possível uma boa separação de substâncias.

Trabalhos como os de Agostini-Costa et al. (2000) e de Silva (2014), foram capazes de identificar substâncias majoritárias através da cromatografia de camada delgada, isso ocorre devido as substâncias majoritárias nas amostras terem uma melhor separação através das colunas cromatográficas, devido ao número de substâncias presentes na fração com RFs diferentes, ou um maior teor de uma determinada substância na amostra.

As subfrações 9 (TBH13B2-9), 10 (TBH13B2-10), 11 (TBH13B2-11) e 12 (TBH13B2-12), apresentaram indícios da presença da rotenona, contudo ainda bastante misturada às demais substâncias presentes nas subfrações, estando as subfrações 11 e 12

claramente em diferentes RFs (razão entre a distância percorrida pela substância em questão e a distância percorrida pela fase móvel) (0,4 para o padrão de rotenona, e 0,31 para as subfrações 11 e 12) (Figura 14) em relação ao padrão, diminuindo muito a possibilidade de ser encontrada a rotenona nessas subfrações.

Nas subfrações 9 e 10 as substâncias ainda se mostram bastante misturadas (Figura 14), com a coloração característica azul-esverdeada da rotenona aparecendo de maneira bastante suave na mesma RF que o padrão.

Isto sugere uma pequena quantidade de rotenona presente na subfração, que poderá ser analisada por outro tipo de técnica para maior esclarecimento. Esse indício corrobora com o trabalho de Alécio et al. (2010) que encontraram um teor 3,71% de rotenona em *D. amazonica* através da cromatografia líquida de alta eficiência (CLAE), contudo a quantidade de rotenona produzida por uma planta pode sofrer variação, inclusive entre plantas da mesma espécie.

Costa et al. (1999) avaliaram o teor de rotenona entre clones de *D. urucu*, *D. nicou* e *Derris* sp., e verificou diferença entre seus teores de rotenona, tanto entre espécies quanto entre clones coletados em regiões diferentes, a diferença entre clones com maior teor de rotenona e o menor teor de rotenona em *D. urucu* foi de 388 vezes (maior: 10,48%; menor: 0,027%), em *D. nicou* essa diferença foi de 112 vezes (maior: 9,65%; menor: 0,086%) e em *Derris* sp. foi de 145 vezes (maior: 0,235%; menor: 0,004%).

Homma (2014) enfatiza que teores menores que 5% não são bem aceitos por compradores que desejam fazer a extração dessa substância, e que *D. nicou* e *D. urucu* podem produzir teores com valores que variam entre menores que 1% a maiores de 20%. Ainda segundo Homma (2014), regiões como Malaca (Estado pertencente à Malásia) e Índias holandesas (atual Indonésia) investiram em programas de melhoramento conseguiram aumentar o teor de rotenona em uma década de 1% a 2% para 10% a 12%, visando a

exportação das raízes de timbó, empregadas nas lavouras para o controle de pragas na primeira metade do século XX (maiores detalhes no item 2.7).

Contudo, vários trabalhos não relacionam a rotenona como a substância predominante para a causa da mortalidade em determinados insetos, Costa et al. (1997), por exemplo, ao testarem a mortalidade de *M. domestica* utilizando *D. nicou* (15 a 17% de rotenona), e *D. urucu* (entre 5 e 12% de rotenona), obteve um melhor resultado no controle da mosca com *D. urucu*, apesar do teor de rotenona ser menor em suas raízes.

Resultados parecidos foram obtidos por Alécio et al. (2011), com extratos de *D. floribunda* sobre *Cerotoma arcuatus*, que tinha uma quantidade de 11,7% no teor de rotenona, e obteve resultados inferiores ao de *D. amazônica* com apenas 3,7% de rotenona.

Corrêa (2011) comparou os extratos orgânicos de *D. floribunda* e *D. rariflora* (com teor de rotenona entre 4 e 5%), com a própria rotenona em concentrações acima das testadas nos extratos de timbó, observando uma maior toxicidade de *D. rariflora* sobre *Tetranychus desertorum*, seguida de *D. floribunda*, enquanto que a rotenona não apresentou toxicidade para *T. desertorum*.

Foi observada ainda nas placas uma grande quantidade de possíveis substâncias que podem estar relacionadas a essa atividade inseticida. Isto sugere que o teor de rotenona não é o principal fator para promover a mortalidade sobre determinados insetos-pragas, inclusive a mosca-branca, sugerindo que a atividade inseticida pode estar associada à presença de outros compostos, principalmente os rotenóides (como a deguelina e a trefosina) além de outras substâncias ainda desconhecidas, que podem atuar juntamente com a rotenona, formando um complexo químico que podem não só causar a mortalidade do inseto, como também a inibição alimentar (ALECIO et al., 2010; GRIEBLER, 2017, SILVA, C.P.et al., 2017; PENA, 2012; SIMAS, 2014).

Essas substâncias, no entanto, podem ter suas sínteses influenciadas por diversos fatores, principalmente devido as condições ambientais das regiões onde se encontra a planta (água, nutrientes do solo, temperatura, índice pluviométrico, entre outros) como já visto e discutido anteriormente no item 4.1, outro fator relevante para os timbós é a idade, algumas espécies, como *D. nicou* e *D. urucu*, com idade acima dos dois anos produzem seus teores mais elevados de rotenona, como descrito por Homma (2014).

Cabem maiores estudos para a purificação das substâncias reveladas nas frações obtidas por cromatografia de camada delgada, e testes de seus efeitos sobre a mosca-branca para a elucidação das substâncias que promovem o efeito inseticida presentes no extrato hexano do timbó *D. amazonica*.

## 5. CONCLUSÕES

Os maiores índices de mortalidades pelo uso de extratos aquosos das meliáceas foram os obtidos com folhas de *C. odorata* (24,54%) e com *A. indica* (21,8%), sendo estes considerados baixos. *D. amazonica* (61,67%), demonstrou potencial como alternativa para o controle de *B. tabaci*.

A CL<sub>50</sub> determinada para o extrato diclorometano das raízes de *D. amazonica* foi de 0,86%. Os extratos diclorometano de folhas *C. odorata* e *A. indica* foram os mais promissores entre os extratos orgânicos das meliáceas, alcançando 27,08% e 31,42% de mortalidade, respectivamente, na concentração anteriormente citada. A cromatografia em camada delgada não indicou a presença de azadiractina nas amostras desses extratos orgânicos.

O extrato hexânico de *D. amazonica* é promissor como alternativa de controle da *B. tabaci*. Esse extrato provocou a maior mortalidade, 72,24%, entre os extratos orgânicos desse timbó (DCM e MeOH), sugerindo que a maioria das substâncias secundárias ativas com efeito inseticida sejam apolares. Contudo, o fracionamento cromatográfico não indicou a rotenona como substância majoritária em nenhuma fração obtida. É provável que outras substâncias apolares estejam envolvidas de maneira mais forte com a atividade inseticida desse extrato.

O uso do óleo de andiroba, *C. guianensis*, apresentou tanto efeito repelente, sobre a oviposição de *B. tabaci*, quanto efeito inseticida (contato) sobre as ninfas de mosca-branca. O óleo apresenta-se como de interesse para estudos posteriores como possível alternativa de controle para a mosca-branca no Manejo Integrado de Pragas (MIP).

## 6. REFERÊNCIAS

ABBOTT, W.S. A method of computing the effectiveness of an insecticide. *Journal of Economic Entomology*, n. 18, p. 265-266. 1925.

AGOSTINI-COSTA, T. S.; SANTOS, J. R.; GARRUTI, D. S. et al. Caracterização, por cromatografia em camada delgada, dos compostos fenólicos presentes em pedúnculos de caju (*Anacardium occidentale* L.). *Boletim.CEPPA*, Curitiba, v. 18, n. 1, p. 129-137, jan./jun. 2000.

ALECIO, M. R.; FAZOLIN, M. F.; COELHO NETTO, R. A. et al. Ação inseticida do extrato de *Derris amazonica* Killip para *Cerotoma arcuatus* Olivier (Coleoptera: Chrysomelidae). *Acta amazonica*, Manaus, v. 40, n. 4, p. 719–728. 2010.

ALÉCIO, M. R.; FAZOLIN, M.; VEIGA JÚNIOR, V. F. et al. Ação inseticida da rotenona para a lagarta-do-cartucho (*Spodoptera frugiperda* Smith – Lepidoptera: Noctuidae). In: V Congresso Brasileiro de Defensivos Agrícolas Naturais. *Anais*. Embrapa Meio Ambiente. Jaguariúna/SP. 2011.

ALENCAR, J.A.A.; HAJI, F.N.P.; BLEICHER, E.; BARBOSA, F.R. Métodos gerais de controle da mosca-branca. In: HAJI, F.N.P.; BLEICHER, E. (Ed.). Avanços no manejo da mosca-branca *Bemisia tabaci* biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae). Petrolina: Embrapa Semi-Árido, 2004. p.43-49.

AMAZONAS. Instituto de Desenvolvimento Agropecuário e Florestal Sustentável do Estado do Amazonas – IDAM. Relatório de Atividades IDAM 2012. Manaus. 2013. 59 p.

AMAZONAS. Secretaria de Produção Rural do Amazonas – SEPROR. Produção: hortaliças. 2018. Disponível em: <<http://www.sepror.am.gov.br/hortaliça/>>. Acesso 16 jan., 2018.

AMBROZIN, A. R. P.; LEITE, A. C. BUENO, F. C. et al. Limonoids from Andiroba Oil and *Cedrela fissilis* and their Insecticidal Activity. *Journal Brazilian Chemistry Society*, v. 17, n. 3, p. 542-547. 2006.

ANDRADE, J. V.; ALCASSIO, T. P.; SALDANHA, F. G.; et al. Efeito antialimentar de extratos hidroalcoólicos de *Melia azedarach* (Meliaceae) sobre *Helicoverpa armigera* (Lepidoptera: Noctuidae). *Revista de Agricultura Neotropical*, Cassilândia-MS, v. 3, n. 1, p. 39–43, jan./mar. 2016.

ANTONINI, Y.; MARTINS, R. P.; AGUIAR, L. M. et al. Richness, composition and trophic niche of stingless bee assemblage in urban forest remnants. *Urban Ecosystem*, v.16, p. 527-541, 2013.

BALDIN, E. L. L.; SOUZA, D. R.; SOUZA, E. S. et al. Controle de mosca-branca com extratos vegetais, em tomateiro cultivado em casa de vegetação. *Horticultura Brasileira*, n. 25, p. 602-606. 2006.

BEZERRA-SILVA, G. C. D.; VENDRAMIM, J. D.; SILVA, M. A.; DIAS, C. T. S. Efeito de extratos orgânicos de meliaceae sobre *Bemisia tabaci* (GENNADIUS) biótipo B em tomateiro. *Arquivos do Instituto Biológico*, São Paulo, v. 77, n.3, p.477-485, jul./set., 2010.

BLEICHER, E; GONÇALVES, M. E. C; SILVA, L. Efeito de derivados de nim aplicados por pulverização sobre a mosca-branca em meloeiro. *Horticultura Brasileira*, v. 25, p. 110-113. 2007.

BONDAR, G. *Aleyrodidos do Brasil: 2ª contribuição*. Boletim do Laboratório de Pathologia Vegetal do Estado da Bahia. Salvador, v. 5, p. 1-17, 1928.

BORROR, D. J.; DELONG, D. M. *Estudo dos Insetos*. 2a. Ed. traduzida. São Paulo: Cenagage Learning, 2015. 809 p.

BOSCO, D.; LORIA, A.; SARTOR, C. et al. PCR-RFLP Identification of *Bemisia tabaci* Biotypes in the Mediterranean Basin. *Phytoparasitica*, v. 34, n. 3, p. 243-251, 2006.

BRUNHEROTTO, R.; VENDRAMIM, J. D. Bioatividade de extratos aquosos de *Melia azedarach* L. sobre o desenvolvimento de *Tuta absoluta* (Meyrick) (Lepidoptera: Gelechiidae) em tomateiro. *Neotropical Entomology*, v. 30, n. 3, p. 455-459. 2001.

BURKILL, I. H. *A dictionnary of the economic products of the Malay península*. London: Governments of the Straits Settlements: Federated Malay States, 1935. 1220 p.

BYRNE, D.N.; BELLOWS-JUNIOR, T.S. Whitefly biology. *Annual Review of Entomology*, v. 36, p. 431-457. 1991.

CAMARGO, R. S. et al. Morfologia interna. In: FUJIHARA, R.T. et al. (Ed.). *Insetos de importância econômica: guia ilustrado para identificação de famílias*. 2011. Botucatu: Fepaf. p. 43-61.

CAMINHA FILHO, A. *Timbó e rotenona*. Uma riqueza nacional inexplorada. Rio de Janeiro, Serviço de Informação Agrícola. 1940. 14 p.



CARNEIRO, J. S.; HAJI, F. N. P.; BLEICHER, E. et al. *Uma proposta de manejo - Granja*, v. 55, p. 124-125, 1999.

CARVALHO, S. M.; CASTRO, B. R. R. Efeito de plantas tóxicas no controle da vaquinha Diabrotica speciosa Germar em laboratório. In: II Renafe, 1987, Goiânia-GO, *Anais da II Reunião Nacional de Pesquisa de Feijão*, EMBRAPA/ CNPAF, 1987. p.49.

CARVALHO, S.S.de; VENDRAMIM, J.D.; De Sá, I.C.G.; et al. Efeito inseticida sistêmico de nanoformulações à base de nim sobre *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) biótipo B em tomateiro. *Braganti*, Campinas vol.74, n.3, pp.298-306. 2015.

CAVALCANTE, A. C. C. *Ácaros predadores da família Phytoseiidae (Acari: Mesostigmata) para o controle de biótipo B da mosca-branca Bemisia tabaci (Gennadius) (Hemiptera:Aleyrodidae) no Brasil*. 94 f. Tese (Doutorado em Ciências, Entomologia). Universidade de São Paulo, Escola Superior de Agricultura "Luiz de Queiroz", Piracicaba, 2014.

CAVALCANTE, G. M.; MOREIRA, A. F. C.; VASCONCELOS, S. D.; Potencialidade inseticida de extratos aquosos de essências florestais sobre mosca-branca. *Pesquisa Agropecuária Brasileira*, Brasília, v.41, n.1, p. 9-14, jan. 2006.

COITINHO, R. L. B. C. Atividade inseticida de óleos vegetais sobre *Sitophilus zeamais* Mots. (Coleoptera: Curculionidae) em milho armazenado. *Revista Caatinga*, n. 19, 2006.

CONCEIÇÃO, H. E. O; PINTO, J. E. B. P; SANTIAGO, E. J. A. et al. Crescimento e desenvolvimento de *Derris urucu* (Killip et Smith) Macbride na ausência de macronutrientes em solução nutritiva. *Ciência e Agrotecnologia*, Lavras, v. 26, n. 3, p. 472-479, 2002.

CORRÊA, Raquel da Silva. *Toxicidade de extratos de Lonchocarpus floribundus Benth. (timbó) sobre Toxoptera citricidus kirkaldy (pulgão preto do citros) (Sternorrhyncha: Aphididae)*. 2006. 68 f. Dissertação (Mestrado em Ciências Biológicas, Ciências Agrárias, Ciências Humanas) - Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia, Manaus, 2006.

CORRÊA, Raquel da Silva. *Toxicidade de extratos de timbós (Derris spp.) sobre Tetranychus desertorum (Acari: Tetranychidae) em folhas de pimentão*. 2011. 72 f. Tese (Doutorado em Biotecnologia) - Universidade Federal do Amazonas, Manaus, 2011.

COSTA, J. P. C. *Efeito da variabilidade de timbós de diferentes regiões da Amazônia em Musca domestica L.* 1996. 119 f. Dissertação (Mestrado em Agronomia) - Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias de Jaboticabal, UNESP, Jaboticabal, 1996.

COSTA, J. P. C.; BÉLO, M. Diferença entre as espécies de timbó (*Derris* spp., Fabaceae) de diferentes regiões da Amazônia no controle de *Musca domestica* L. *Acta Amazonica*, v. 29, n. 3, p. 349-364. 1999.

COSTA, J. P. C.; ALVES, S. M.; BÉLO, M. Teores de rotenona em clones de timbó (*Derris* spp. Fabaceae) de diferentes regiões da Amazônia e os seus efeitos na emergência de imagos em *Musca domestica* L. *Acta Amazonica*, v. 29, n. 4, p. 563-573, 1999.

COSTA, J. P. C.; BELO, M.; BARBOSA, J. C. Efeitos de espécies de timbós (*Derris* spp.: Fabaceae) em populações de *Musca domestica* L. *Anais da Sociedade. Entomológica do Brasil*, v. 26, n. 1, p. 163-168, 1997.

COSTA, N. A.; NASCIMENTO, C. N. B.; MOURA CARVALHO, L. O. et al. *Uso do timbó urucu (Derris urucu) no controle do piolho (Haematopinus tuberculatus) em bubalinos*. Belém, EMBRAPA-CPATU, 1986. 16p. (EMBRAPA-CPATU. Boletim de Pesquisa, 78).

CRAVERO, E. S; GUERRA, M. S; SILVEIRA, C. P. D. *Manual de inseticidas e acaricidas: aspectos toxicológicos*. Pelotas: Aimara, 1976. 229 p.

DAANE, K.M.; VINCENT, C.; ISAACS, R. et al. Entomological opportunities and challenges for sustainable viticulture in a global market. *Annual Review of Entomology*, v. 63, p. 193–214. 2018.

EDWARDS, P. J.; WRATTEN, S. D. *Ecologia das interações entre insetos e plantas*. Ed. EPU, 71 p. 1981.

EMBRAPA. *Embrapa Hortaliças: Catálogo Brasileiro de Hortaliças*. Brasília, 2010. 60 p.

EMBRAPA. *Manejo integrado da mosca-branca (Bemisia tabaci biótipo B) em sistema de produção integrada de Tomate-Indústria (PITI)*. Circular Técnica 70. ISSN 1415-3033. Brasília, 2009. 16 p.

EMBRAPA. Notícias. 21/01/2014. Disponível em: <<https://www.embrapa.br/web/portal/busca-de-noticias/-/noticia/1718061/produtores-devem-fazer-o-controle-da-mosca-branca-para-evitar-prejuizos-na-safrinha>> Acesso em: 03/02/2018.

EMBRAPA. Notícias. 23/12/2015. Disponível em: <<https://www.embrapa.br/web/portal/busca-de-noticias/-/noticia/8534579/um-sistema-e-um-feijao-transgenico-para-enfrentar-o-mosaico-dourado>> Acesso em: 22/02/2018

EMBRAPA. Notícias. Manejo Integrado de Pragas. 31/05/2016. Disponível em: <<https://www.embrapa.br/web/portal/busca-de-noticias/-/noticia/13033268/embrapa-arroz-e-feijao-e-emater-go-realizam-parceria-sobre-manejo-da-mosca-branca-em-diferentes-culturas>> Acesso em: 29/01/2018.

ENGELA, M. R. G. S. *Variações no conteúdo e na composição de carboidratos solúveis e de compostos fenólicos em espécies arbóreas de Floresta Estacional Semidecidual em resposta a poluentes aéreos*. 2016. 79 f. Dissertação (Mestrado em Biodiversidade Vegetal e Meio Ambiente, Plantas Vasculares em Análises Ambientais). Instituto de Botânica da Secretaria do Meio Ambiente do Estado de São Paulo - São Paulo-SP. 2016

FARIA, J. C.; ANJOS, J. R. N.; COSTA, A. F.; et al. Doenças causadas por vírus e seu controle. In: ARAÚJO, R.D.; RAVA, C.A.; STONE, L.F. et al. *Cultura do feijoeiro comum no Brasil*. Piracicaba, Potafos. p. 731-769. 1996.

FARIA, J. C.; BEZERRA, I. C.; ZERBINI, F. M. et al. Situação atual das geminiviroses no Brasil. *Fitopatologia Brasileira*, Brasília, v. 25, n. 2, p. 125-137, 2000.

FARIAS, M. P. O. Cálculo da CI50 (concentração inibitória média) e CL50 (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). *Arquivos do Instituto Biológico*, v. 79, n. 2. 2012.

FARIAS, M. P. O., TEIXEIRA, W. C.; WANDERLEY, A. G. et al. Avaliação in vitro dos efeitos do óleo da semente de *Carapa guianensis* Aubl. sobre larvas de nematóides gastrintestinais de caprinos e ovinos. *Revista Brasileira de Plantas Mediciniais*, v. 12, n. 2, p. 220-226, 2010.

FARIAS, M. P. O.; OLIVEIRA, R. P.; BARROS, F. N. et al. Eficácia in vitro do óleo da semente de *Carapa guianensis* Aubl. (Meliaceae) sobre *Damalinia caprae* (Gurlt, 1843) (Mallophaga: Trichodectidae). *Revista Brasileira de Higiene e Sanidade Animal*, v. 11, n. 1, p. 87–93, jan–mar, 2017.

FAZOLIN, M.; ESTRELA, J. L. V.; LIMA, A. P. et al. *Avaliação de plantas com potencial inseticida no controle da vaquinha-do-feijoeiro (Cerotoma tingomarianus Bechyné)*. Boletim de pesquisa e desenvolvimento, 45 p. 2002.

FERNANDES, C. P. M. *Avaliação da ação cicatricial e repelente de Carapa guianensis e Caesalpinia ferrea* Mart. 2013. 65 f. Dissertação (Mestrado em Veterinária) - Universidade Federal de Pelotas, Pelotas, 2013.

FERNANDES, C. P. M.; MACHADO, C.; LOPES, T. V.; et al. Repellent action of *Carapa guianensis* and *Caesalpinia ferrea* for flies species of Calliphoridae family. *Ciência Rural*, v. 46, n.5, mai, 2016.

FERREIRA, L. T.; ÁVIDOS, M. F. D. *Mosca-branca*: Presença indesejável no Brasil. *Biotecnologia – Ciência & Desenvolvimento*, v. 1, n. 4, p. 22- 26, 1998.

FERREIRA, P. V. - *Estatística Experimental* - Alagoas: CECA-UFAL, 2011. p.112

FEY, R.; SCHULZ, D. G.; DRANSKI, J. A. L.; et al. Identificação e interferência de plantas daninhas em pinhão-manso. *Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental*, v. 17, n. 9, p. 955–961, 2013.

FILGUEIRA, F. A. R. Brassicáceas – Couves e plantas relacionadas, p. 279-299. In: *Novo manual de olericultura: agrotecnologia moderna na produção e comercialização de hortaliças*. Viçosa, Editora UFV, 2008. 3ª ed., p. 279-299

FILGUEIRA, F. A. R. *Novo Manual de Olericultura: agrotecnologia moderna na produção e comercialização de hortaliças*. 2. ed. Viçosa: UFV, 2003. p.412.

FIRMINO, C. A. *Estudo fitoquímico das raízes de Lonchocarpus Campestris*. 1998. 121 f. Dissertação de mestrado, Universidade Estadual de Campinas, Campinas, São Paulo, 1998.

FLORA DO BRASIL 2020, em construção. *Jardim Botânico do Rio de Janeiro*. Disponível em <<http://floradobrasil.jbrj.gov.br/reflora/floradobrasil/FB22928>>. Acesso em 12, jan., 2018.

FOURNIER, L. A. *Carapa guianensis* Aubl. In: J. A. VOZZO (Ed.) *Tropical tree seed manual*. Part II. Species Descriptions. Washington, DC: USDA. Forest Service, Agriculture Handbook, 2002. p. 360-361.

FRANÇA, F. H.; VILLAS-BÔAS, G. L.; BRANCO, M. C. Ocorrência de Bemisia argentifolli (Homoptera: Aleyrodidae) no Distrito Federal. In: XVI CBE, 1996, Rio de Janeiro-RJ, *Anais da Sociedade Entomológica do Brasil*. SEB, v. 25, p. 369-372, 1996.

FREIRE, D. C. B.; BRITO-FILHA, C. R. C.; CARVALHO-ZILSE, G. A. Efeito dos óleos vegetais de andiroba (*Carapa* sp.) e Copaíba (*Copaifera* sp.) sobre forídeo, pragas de colméias, (Diptera: Phoridae) na Amazônia Central. *Acta Amazonica*. v. 36, n. 3, p. 365-368. 2006.

GALLO, D.; NAKANO, O.; SILVEIRA-NETO, S. et al. *Entomologia agrícola*. Piracicaba: FEALQ, 2002. p. 920.

GAMA, A. S. *Caracterização do sistema de produção de pimentão (*Capsicum annuum* L.) e cultivo protegido, no município de Iranduba*. 2004. 90 f. Dissertação de Mestrado, Universidade Federal do Amazonas, Manaus. 2004.

GIORDANI, Morena Alana. *Propriedades antidiabéticas e antioxidantes do extrato hidroetanólico de *Cedrela odorata* L.* 2014. 85 f. Dissertação (Mestrado em Ciências da Saúde) - Universidade Federal de Mato Grosso, Faculdade de Medicina, Cuiabá, 2014.

GNOATTO, S. C. B.; BASSANI, V. L.; COELHO, G. C.; et al. Influência do método de extração nos teores de metilxantinas em erva-mate (*Ilex paraguariensis* a. St.-Hil., Aquifoliaceae). *Química Nova*, São Paulo, v. 30, p. 304-307. 2007.

GOBBO-NETO, L., LOPES, N. P. Plantas medicinais: fatores de influência no conteúdo de metabólitos secundários, *Química Nova*, v. 30, p. 374-381, 2007.

GOTT, R. M.; RIBEIRO, R. C.; COSTA, M. A.; et al. Efeito repelente de concentrados de *Carapa guianensis* Aubl. (Meliaceae) no controle de *Sitophilus zeamais* Mots. (Coleoptera: Curculionidae) em grãos de milho. In: XXVIII Congresso Nacional de Milho e Sorgo. *Anais*, Goiânia - GO, 2010.

GRIEBLER, Aline. *Atividade anti-bacteriana e anti- *Trypanosoma cruzi* de extratos de sementes de *Lanchocarpus cultratus**. 2017. 85 f. Dissertação (Mestrado em Ciências Farmacêuticas) - Universidade Estadual do Oeste do Paraná, Cascavel, 2017.

HAJI, F. N. P.; FERREIRA, R. C. F.; MOREIRA, A. N. Descrição morfológica, aspectos biológicos, danos e importância econômica. In: HAJI, F.N.P.; BLEICHER, E. (Ed.) *Avanços no manejo da mosca-branca *Bemisia tabaci* biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae)*. Petrolina: Embrapa Semi-Árido, 2004. p. 21-30.

HOMMA, A. K. O. *Extrativismo vegetal na Amazônia: História, ecologia, economia e domesticação*. Brasília-DF, Embrapa, 2014.

HUFFORD, K. M; MAZER, S. J. Plant ecotypes: genetic differentiation in the age of ecological restoration. *Trends in Ecology and Evolution*, v. 18, p. 147-155. 2003.

INACIO, M. F.; CARVALHO, M. G. Atividade inseticida de extratos diclorometano e metanólico de *Azadirachta indica* (A. Juss), *Melia azedarach* (L.) e *Carapa guianensis* (Aubl.) (Meliaceae) sobre cupim subterrâneo *Coptotermes gestroi* (Wasmann) (Isoptera, Rhinotermitidae). *Bioscience Journal*, v. 28, n. 5, p. 676-683, 2012.

ISMAN, M.B. Botanical insecticides, deterrents, and repellents in modern agriculture and an increasingly regulated world. *Annual Review of Entomology*, v. 51, p.45–66, 2006.

JACOBSON, M. Botanical pesticides: past, present and future. In: Arnason, J. T.; Philogène, B. J. R.; Morand, P. Insecticide of plant origin. Washington, DC, American Chemical Society. v. 387, p.69-77. 1989.

JESUS, C. P.; MENDONÇA, F. A. C.; MOREIRA, J.O.T. Atividade inseticida e modos de ação de extratos vegetais sobre mosca-branca (*Bemisia tabaci*). *Revista em Agronegócios e Meio Ambiente*, v. 6, n. 1, p. 117-134, jan./abr. 2013.

JÚNIOR, C. V. 2003. Terpenos com atividade inseticida: uma alternativa para o controle químico de insetos. *Química Nova*, v. 26, p. 390 – 400. 2003.

KATHRINA, G. A.; ANTONIO, L. O. J. Controle biológico de insectos mediante extractos botánicos. In: CARBALL, M.; GUAHARAY, F. (Ed.). *Control biologico de plagas agrícolas*. Managua: CATIE, 2004. p. 137-160. (Serie Técnica. Manual Técnico/CATIE, 53).

KLOCK, U., MUÑIZ, G. I. B., HERNANDEZ, J. A. et al. *Química da madeira*. 2005. 44 p.

KNAAK, N.; FIUZA, L. M. Potencial dos óleos essenciais de plantas no controle de insetos e microrganismos. *Neotropical Biology & Conservation*, v. 5, p. 120-132, 2010.

LARCHER, W. *Ecofisiologia vegetal*. São Carlos: Rima, 2000. 531 p.

LIMA, A. C. S.; LARA, F.M. Resistance of soybean genotypes to the silverleaf whitefly *Bemisia tabaci* (Genn.) biotype B (Hemiptera: Aleyrodidae). *Neotropical Entomology*. Londrina, v. 33, n.1, p. 1-75, jan/feb, 2004.

LIMA, A. C. R.; LEMOS, W. P.; SOUZA, M. T. Ação inseticida de óleo essencial e extrato alcoólico de *Carapa guianensis* Aubl. contra *Tenebrio molitor* em laboratório. In: IX

Congresso Brasileiro de Agroecologia - Cadernos de Agroecologia, Belém - PA, 2015. ISSN 2236-7934. v. 10, n. 3. 2015.

LIMA, A. C. S.; LARA, F. M.; SANTOS, J. M. Morfologia da mosca branca, *Bemisia tabaci* biótipo "B" (Hemiptera: Aleyrodidae), encontrada em Jaboticabal, SP, com base em eletronicografias de varredura. *Boletín de Sanidad Vegetal. Plagas*, v. 27, p. 315-322. 2001.

LIMA, R. R. *Informações sobre duas espécies de timbó: Derris urucu (Killip et Smith) Macbride e Derris nicou (Killip et Smith) Macbride, como plantas inseticidas*. Belém: EMBRAPA-CPATU, 1987. 23 p.

LOPES, E. T.; COSTA, E. V.; MOL, G. S. Educação em ciências e ensino de química: perspectivas para a pesca com timbó na voz de alunos de uma escola indígena brasileira. *Fórum Identidades*, Ano 8, v. 16, p. 131-174, jul./dez. 2014.

LORENCETTI, G. A. T; MAZARO, M. M.; POTRICH, M. et al. Produtos Alternativos para Controle de *Thaumastocoris peregrinus* e Indução de Resistência em Plantas. *Floresta e Ambiente*, v. 22, n. 4, p. 541-548. 2015.

LOURENÇÃO, A. L.; NAGAI, H. Surtos populacionais de *Bemisia tabaci* no Estado de São Paulo. *Bragantia*, Campinas, v. 53, n. 1, p. 53-59, 1994.

LOURENÇÃO, A. L. Métodos de controle de mosca-branca. *Campo & Negócios HF*, v.1, p. 10-11. 2010.

LOVATTO, P. B.; MARTINEZ, E. A.; MAUCH, C. R. et al. utilização da espécie *Melia azedarach* L. (Meliaceae) como alternativa à produção de insumos ecológicos na região sul do Brasil. *Revista Brasileira de Agroecologia*, v. 7, n.2, p. 137- 149. 2012.

MACHADO, F.A.; CASTRO E SILVA, A., RIBEIRO, H.C.T et. al. Atividade biológica de extratos de etila, etanólico e aquoso de timbó (*Lonchocarpus floribundus*) sobre carrapato bovino. *Acta Amazonica*, v. 43, n. 2, p. 135-142. 2013.

MACHADO, L. A.; BARBOZA E SILVA, V.; DE Oliveira; M. M. Uso de extratos vegetais no controle de pragas em horticultura. *Biológico*, São Paulo, v. 69, n.2, p.103-106. 2007.

MARICONI, F.A. *Inseticidas e seu emprego no combate às pragas*. 2.ed. São Paulo: Agron. Ceres, 607 p. 1963.

MARTINEZ, S. S. *O nim - Azadirachta indica*: natureza, usos múltiplos, produção. Instituto agrônômico do Paraná. Londrina: IAPAR. p. 9-44/111-120. 2002.

MARTINS, C. R.; LOPES, W. A.; DE ANDRADE, J. B. Solubilidade das substâncias orgânicas. *Química Nova*, v. 36, n. 8, p. 1248-1255. 2013.

MARUBAYASHI, J. M.; YUKI, V. A.; ROCHA, K. C. G.; et al. At least two indigenous species of the *Bemisia tabaci* complex are present in Brazil. *Journal of Applied Entomology*, v. 137, p. 113–121. 2013.

MASCARO, U.C.P.; RODRIGUES, L.A.; BASTOS, J.K. et al. LD<sub>50</sub> in fish and rat produced by powdered roots of *Derris* spp and ecotoxicological implications. *Pesquisa Veterinária Brasileira*, v. 18, n. 2, p. 53-56. 1998.

MATIAS, R.; SOLON, S.; RESENDE, U. M. et al. *Melia azedarach*, uso popular x estudos químicos e farmacológicos: breve revisão. *Ensaio e Ciência*. Campo Grande, v.6, n.1, p. 91-121. 2002.

MATOS, A. P. Efeito da fonoforese de óleo de andiroba (*Carapa guianensis*) sobre o edema inflamatório agudo. Monografia (Trabalho de Conclusão de Curso em Fisioterapia) – Universidade do Estado do Pará / Belém, 1998.

MELO, M. S.; ALMEIDA, E. C.; DANTAS, J. B. *Boas práticas de manejo e extração de óleo vegetal de andiroba*. Santarém: IBAMA, 2011. 71 p.

MENDONÇA, F. A. C. et al. Activities of some Brazilian plants against larvae of the mosquito *Aedes aegypti*. *Fitoterapia*, v. 76, p. 629-636. 2005.

MENEZES, E.L.A. *Inseticidas botânicos: seus princípios ativos, modo de ação e uso agrícola*. Embrapa Agrobiologia, 58 p. 2005.

MIOT, H. A. et al. Comparative study of the topical effectiveness of the andiroba oil (*Carapa guianensis*) and DEET 50% as repellent for *Aedes* sp. *Revista do Instituto de Medicina Tropical de São Paulo*, v. 46, p. 253-256, 2004.

MORAIS, L.A.S. *Óleos essenciais e controle fitossanitários*, p.139-140. In: BETTIOL, W.; MORANDI, M. A. B. *Biocontrole de doenças de plantas: uso e perspectivas*. Jaguariúna, Embrapa Meio Ambiente, 2009, 1ª ed., 334 p.

NAKATANI, M.; ZHOU, J.; NAKAYAMA, N. et al. Phragmalin limonoids from *Chukrasia tabularis*. *Phytochemistry*, v. 65, p. 2833-2841. 2004.



NARDO, E. A. B. D.; COSTA, A. S.; LOURENÇÃO, A. L. Melia azedarach extracts as an antifeedant to Bemisia tabaci (Homoptera: Aleyrodidae). *Florida Entomology*. v. 80, p. 92-94. 1997.

NERY-SILVA, F. A.; ABRÃO, A. S.; MARSARO JÚNIOR, A. L.; et al. Flutuação populacional de pulgões (*Brevicoryne brassicae* e *Myzus persicae*) em híbridos de canola cultivados no Cerrado Mineiro. In: *Simpósio Brasileiro de Canola*, 2017, Passo Fundo. Anais... Brasília, DF: Embrapa, 2017. p. 227-230.

NETTO, M. S. Toxicidade de extratos de *Andira paniculata* (Fabaceae) em *Helicoverpa armigera* (Lepidoptera: Noctuidae). 2016. 41 f. Dissertação (Mestrado em Produção Vegetal) - Universidade Estadual de Goiás, Ipamerí. 2016.

OBENG-OFORI, D. Plant oils as grain protectants against infestations of *Cryptolestes pusillus* and *Rhyzopertha dominica* in stored grain. *Entomological Experimental Applied*, Dordrecht, v. 77, p. 133-139. 1995.

OLIVEIRA, A. R. C.. *Custo adaptativo e resistência à alta temperatura de Lipaphis pseudobrassicae* (Davis, 1914) (Hemiptera: Aphididae) resistente ao parasitoide *Diaeretiella rapae* (McIntosh, 1855) (Hymenoptera: Braconidae, Aphidiinae). 2016. 42 f. Dissertação (Mestrado em Agronomia) - Universidade Federal de Uberlândia, Uberlândia. 2016.

OLIVEIRA, B. R. *Desenvolvimento e avaliação de nanoemulsões com óleos de Carapa guianensis e Copaifera sp. e estudo da ação repelente frente a Aedes aegypti*. 2008. 128 f. Dissertação (Mestrado em Ciências Farmacêuticas, Medicamentos e Cosméticos) - Universidade de São Paulo, Ribeirão Preto. 2008.

OLIVEIRA, M. A. S.; ICUMA, I. M.; ALVES, R. T. et al. *Avaliação de surtos de mosca-branca em áreas do sistema produtivo de melão, soja e feijão*. Planaltina: EMBRAPA, Comunicado Técnico, n. 29, nov. 2000, p. 1-10.

ONGE, J. S. Fish-poison use in the Americas. Nova York: Hoods Woods, 2002. Disponível em: <<http://www.survival.com/fih.htm>>. Acesso em: 12 jan. 2018.

ORIANI, M. A. G.; VENDRAMIN, J. D.; VASCONCELOS, C. J. Biology of *Bemisia tabaci* (Genn.) B biotype (Hemiptera, Aleyrodidae) on tomato genotypes. *Scientia. Agrícola*, Piracicaba, v.68, n.1, p.37-41, jan/feb, 2011.

PENA, M. R. *Bioatividade de extratos aquosos e orgânicos de diferentes plantas inseticidas sobre a mosca-negra-dos-citros, Aleurocanthus woglumi* Ashby 1915 (Hemiptera:

Aleyrodidae). 2012. 188 f. Tese (Doutorado em Agronomia Tropical) - Universidade Federal do Amazonas. 2012.

PENNINTON, T. D.; SPINCHER, R. Meliaceae. In: *Flora da Reserva Ducke: Guia de identificação das plantas vasculares de uma floresta de terra-firme na Amazônia Central*. Manaus, INPA, 1999. v. 1, p. 550-556.

PEREIRA, J. P., *Divergência funcional em características reprodutivas, morfológicas e fisiológicas de Mabea fistulifera ao Longo de um Gradiente de Altitude na Floresta Atlântica*. 2015 84 f. Dissertação (Mestrado em Genética e Melhoramento, Genética e Melhoramento). Universidade Federal do Espírito Santo - Alegre - ES. 2015.

PEREZ, G. R. *A rotenona e o barbasco na indústria dos inseticidas*. *Boletim da Secção de Fomento Agrícola no Estado do Pará*, Belém, PA, v. 3, n. 2, p. 85-91, jul./dez, 1944.

PINO, F. A. A questão da não normalidade: uma revisão. *Revista de Economia Agrícola*, São Paulo, v. 61, n. 2, p. 17-33, jul.-dez. 2014.

PITTA, R. M. *Bioatividade de extratos orgânicos de meliáceas e óleos essenciais de piperácea sobre Rhopalosiphum maidis (Hemiptera: Aphidae)*. 2010. 101 f. Tese (Doutorado em Ciências Agrárias, Entomologia) - Universidade Federal de São Paulo, ESALQ, Piracicaba, 2015.

RAMÍREZ, M.; DEL C., R. A.; TOSCANO, J. et al.. Structure, conformation and absolute configuration of new antifeedant dolabellanes from *Trichilia trifolia*. *Tetrahedron*. v. 56, p. 5085-5091. 2000.

RIZENTAL, M.; SANTOS, P. M.; ABREU, A. G. et al. Identificação molecular das espécies de mosca-branca *Bemisia tabaci* Gennadius (1889) de diferentes regiões agrícolas do Brasil. In: *Seminário Jovens Talentos*, 11., 2017, Santo Antônio de Goiás. Coletânea dos resumos apresentados. Santo Antônio de Goiás: Embrapa Arroz e Feijão, 2017. p. 97. (Embrapa Arroz e Feijão. Documentos, 316). 2017.

ROCHA, A. I.; ZOGHBI, M. G. B. Isoflavonas de uma espécie do gênero *Derris*. *Acta Amazonica*, v. 12, n. 3, p. 615-618. 1982.

RODRÍGUEZ, H. C.; VENDRAMIM, J. D. Toxicidad de extractos acuosos de Meliaceae en *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae). *Manejo Integrado de Plagas*, Turrialba, San Jose, v. 42, p. 14-22. 1996.

ROEL, A. R.; VENDRAMIM, J. D.; FRIGHETTO, R. T. S. et al. Atividade tóxica de extratos orgânicos de *Trichilia pallida* Swartz (Meliaceae) sobre *Spodoptera frugiperda* (J. E. Smith). *Anais da Sociedade Entomológica do Brasil*. 29. Dezembro, 2000.

ROSA, J. M.; BOFF, M. I. C.; GONÇALVES, P.A. et al. Andiroba oil (*Carapa guianensis* Aubl) in the capture of the fruit fly (*Anastrepha fraterculus* Wiedemann) in Feijoa (*Acca sellowiana* (Berg) Burret). *IDESIA*, v. 31, n. 3, p. 97-101. 2013.

ROSA, J. M.; BOFF, M. C.; GONÇALVES, P. A. S. et al. Repelência de óleo de andiroba na captura de moscas-das-frutas em pomar agroecológico de goiabeira serrana. *Cadernos de Agroecologia – ISSN 2236-7934 – v. 6, n. 2. 2011.*

ROY, S. e MURALEEDHARAN, N. Microbial management of arthropod pests of tea: current state and prospects. *Applied Microbiology Biotechnology*, v. 98, n.12, p. 5375-5386. 2014.

SANTOS, A. C. A. dos; ROSSATO, M. SERAFINI, L. A. Efeito fungicida dos óleos essenciais de *Schinus molle* L. e *Schinus terebinthifolius* Raddi, Anacardiaceae, do Rio Grande do Sul. *Revista Brasileira de Farmacognosia*. 20(2): 154-159, Abr./Mai. 2010.

SANTOS, A. C. V.; FERNANDES, C. C.; LOPES, L. M.; et al. Insecticidal oils from amazon plants in control of fall armyworm. *Revista Caatinga*, Mossoró, v. 29, n. 3, p. 642-647, jul./set. 2016.

SANTOS, M. D.; MACIEL, A. G. S.; TRINDADE, R. C. P.; et al. Eficiência do óleo de nim e do extrato pironim sobre o ácaro vermelho do tomateiro *Tetranychus evansi* Baker & Pritchard (Acari: Tetranychidae). *Ciência Agrícola*, Rio Largo, v. 15, n. 2, p. 53-59. 2017.

SASSAKI, O. K. Resultados preliminares da produção de hortaliças sem o uso de solo no Amazonas. *Horticultura Brasileira*, Brasília, v. 15, p. 165-169. 1997.

SAXENA, R. C. Insecticides from neem. In: Arnason, J. T.; Philogene, B. J. R.; Morand, P. (Ed) Insecticides of plant origin. *American Chemical Society*, p.110-129. 1989.

SHAHIDI, F. Antinutrients and phitochemicals in food. *American Chemical Society*, Symposium Series, p. 662. 1997.

SILVA, A. G.; JUNIOR, A. L. B.; FARIAS, P. R. S. et al. Dinâmica populacional de mosca-branca *Bemisia tabaci* (Genn.) Biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae) em feijoeiro. *EntomoBrasilis*, v. 7, n. 1, p. 5-11. 2014.

SILVA, A. B.; BRITO, J. M. Controle Biológico de Insetos-pragas e suas perspectivas para o futuro. *Agropecuária Técnica*, v. 36, n. 1, p. 248-258. 2015.

SILVA, A. B.; BATISTA, J. L.; BRITO, C. H. Atividade inseticida do nim (*Azadirachta indica* A. Juss). *Revista Verde*, v. 4, n. 4, p. 7, out/dez. 2009.

SILVA, A. G.; JUNIOR, A. L. B.; SOUZA, B. H. S. et al. Mosca-Branca, *Bemisia tabaci* (Genn.) (Hemiptera: Aleyrodidae) em feijoeiro: Características gerais, bioecologia e métodos de controle. *EntomoBrasilis*, v. 10, n. 1, p. 01-08. 2017.

SILVA, C. P.; RICCI, T. G.; ARRUDA, A. L.; et al. Extratos vegetais de espécies de plantas do cerrado sul-matogrossense com potencial de bioherbicida e bioinseticida. *Uniciências*, v. 21, n. 1, p. 25-34. 2017.

SILVA, E. P. *Potencial inseticida de extrativos de três espécies vegetais da amazônia em *Cryptotermes brevis* Walker, 1853 (Isoptera: Kalotermitidae)*, Dissertação: Mestrado em Entomologia, INPA, Manaus, 2010.

SILVA, F. G.; COSTA, E. M.; FERREIRA, R. R. et al. Efeito de diferentes concentrações do extrato aquoso de folhas de nim na mortalidade da mosca minadora *Liriomyza sativae* Blanchard (Diptera: Agromyzidae). *Revista Agroambiente On-line*, v. 10, n. 4, p. 381-386, out/dez. 2016.

SILVA, M. A. *Avaliação do potencial inseticida de *Azadirachta indica* (Meliaceae) visando ao controle de moscas-das-frutas (Diptera: Tephritidae)*. 2010. 159f. Dissertação (Mestrado em Ciências; área de concentração: Entomologia). Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz ESALQ/ Universidade de São Paulo. Piracicaba/SP. 2010.

SILVA, M. G. F. *Avaliação do potencial alelopático de raízes de capimannoni (*Eragrostis plana* Nees) e estudo fitoquímico*. 2014. 94 f. Dissertação (Mestrado em Tecnologia de Processos Químicos e Bioquímicos) - Universidade Tecnológica Federal do Paraná, Pato Branco, 2014.

SILVEIRA, B. I.; CARIOCA, C. R. F. Hidrólise de óleo de andiroba através da catalise ácida e básica. In: *Anais do 12º Congresso Brasileiro de Catálise*, Rio de Janeiro, 2003.

SILVEIRA, D.C.; BONETTI, L.P.; TRAGNAGO, J.L. et al. Caracterização agromofologica de variedades de milho crioulo (*Zea mays* L.) na região noroeste do Rio Grande do Sul. *Rev. Ciência e Tecnologia*, Rio Grande do Sul, v.1, n.1, p 01-11, 2015.

SIMAS, N.K. Produtos naturais para o controle da transmissão da dengue atividade larvicida de *Myroxylon balsamum* (óleo vermelho) e de terpenoides e fenilpropanoides. *Química Nova*, v.27, n1, p46-49. 2014.

SIMMONS, A.M. Oviposition on vegetables by *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae): temporal and leaf surface factor. *Environmental Entomology*, v.23, n.2, p.381-389, 1994.

SIMÕES, C.M.O.; SCHENKEL, E.P.; GOSMANN, G. et al. *Farmacognosia, da planta ao medicamento*. Porto Alegre: editora UFRGS, 2007. 1104p.

SOARES, A.C.S.; LEMOS, W.D.P.; FILHO, A.P.S.S. et al. Atividade inseticida do óleo de andiroba *Carapa guianensis* aublet sobre imaturos de *Tenebrio molitor* L. (col., curculionidae) em laboratório. In: *XXII Congresso Brasileiro de Entomologia*. Anais, Uberlândia -MG, 2008.

SOARES, N.C. *Diferenciação intraespecífica na reprodução e interações planta-polinizador em populações naturais de Trembleya laniflora* (melastomataceae). 2017. 134 f. Tese (Doutorado em Ciências Biológicas, Biologia Vegetal). Universidade Estadual Paulista - Rio Claro -SP. 2017.

SOUZA FILHO, A. P. S.; ALVES, S. M. *Alelopatia: princípios básicos e aspectos gerais*. Belém: *Embrapa Amazônia Oriental*, 2002. 260 p.

SOUZA FILHO, A. P. S.; VASCONCELOS, M. A. M. de.; CUNHA, R. L. et al. Avaliação de efeito alelopático do óleo essencial obtido de oriza sobre plantas daninhas. Belém: *Embrapa Amazônia Oriental*, 2009, 20 p. (Boletim de Pesquisa e Desenvolvimento, 68)

SOUZA, A.P.; VENDRAMIM, J.D. Atividade inseticida de extratos aquosos de meliáceas sobre a mosca branca *Bemisia tabaci* (Genn.) biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae). *Neotropical Entomol.* 30: 133-137. 2001.

SOUZA, A.P.; VENDRAMIM, J.D. Atividade ovicida de extratos aquosos de meliáceas sobre a mosca branca *Bemisia tabaci* (Gennadius) biótipo B em tomateiro. *Sci. Agr.* 57: 403-406, 2000 (b).

SOUZA, A.P.; VENDRAMIM, J.D. Efeito de extratos aquosos de Meliáceas sobre *Bemisia tabaci* biótipo B em tomateiro. *Bragantia*, v. 59, n. 2, p. 173-179, 2000 (a).

SOUZA, T.F.de; FÁVERO, S. Avaliação de óleo essencial de *Eucalyptus urograndis* (Myrtaceae) no controle de Pentatomidae. *Revista Ciência Agronômica*, v. 46, n. 1, p. 216-222, jan-mar, 2015

TAIZ, L.; ZEIGER, E. *Plant physiology*. 4. ed. Sunderland, Massachusetts: Sinauer Associates Inc., 2006. 918 p.

TAKAHASHI, K. M. *Aspectos biológicos e potencial de parasitismo de Encarsia formosa (Gahan) (Hymenoptera: Aphelinidae) sobre Bemisia tabaci biótipo B (Gennadius) (Hemiptera: Aleyrodidae) em couve, tomate e soja*. Piracicaba, fevereiro de 2005, tese apresentada à Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”. São Paulo. Área de Concentração: Entomologia. 2005.

TAPPIN M. R. et al. Development of an HPLC method for the determination of tetranortriterpenoids in *Carapa guianensis* seed oil by experimental design. *Journal Pharmacology Biomedicine*. Anais: 48, p. 1090 - 1095, 2008.

TAVARES, M. A. G. C; VENDRAMIM, J. D. Bioatividade da Erva-de-Santa-Maria, *Chenopodium ambrosioides* L., Sobre *Sitophilus zeamais* Mots, (Coleoptera: Curculionidae). *Neotropical Entomology*. 34:2. p. 319-323. 2005.

TEIXEIRA, F. F; RODRIGUES, S. R.; GARCEZ, W. S. et al. O. Efeito de extratos de folhas e ramos de *Trichilia silvatica* sobre Spodoptera frugiperda. *Revista de Agricultura Neotropical*, Cassilândia-MS, v. 1, n. 2, p. 17-25, out./dez. 2014.

THACKER, J. R. M. *An Introduction to arthrop pest control*. Cambridge, Cambridge University, 2002, 360p.

THOMAZINI, A.P.B.W.; VENDRAMIM, J.D.; LOPES, M.T.R. Extratos aquosos de *Trichilia pallida* e a traça-do-tomateiro. *Scientia Agricola*, v.57, n.1, p.13-17, 2000.

TORRECILLAS, S.M. *Efeito de extratos aquosos de Trichilia pallida Swartz (Meliaceae) no desenvolvimento de Spodoptera frugiperda (J.E. Smith, 1797) (Lepidoptera: Noctuidae) criada em diferentes genótipos de milho*. Piracicaba, 1997. 141p. Dissertação (Mestrado em Entomologia) - ESALQ/USP. 1997.

TORRES, A.; JÚNIOR, A. L. B.; MEDEIROS, C. A. M. et al. Efeito de extratos aquosos de *Azadirachta indica*, *Melia azedarach* e *Aspidosperma pyrifolium* no desenvolvimento e oviposição de *Plutella xylostella*. *Bragantia*, v.65, n.3, p.447-457, 2006.

TOSCANO, L.C.; BOIÇA JUNIOR, A.L.; MARTINS, G.L.M. et al. Biologia de *Bemisia tabaci* (Genn.) biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae) em genótipos de tomateiro em duas épocas. *Revista de Agricultura Neotropical*, Cassilândia-MS, v. 3, n. 4, p. 1-6, out./dez. 2016.

VALLE, G.E.; LOURENÇÃO, A.L. Resistência de genótipos de soja a *Bemisia tabaci* (Genn.) biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae). *Neotropical Entomology*, Londrina, v. 31, n. 1, p. 285-295, jan./ mar. 2002.

VENTURA, M. U.; ITO, M. 2000. Antifeedant activity of *Melia azedarach* (L.) extracts to *Diabrotica speciosa* (Genn.) (Coleoptera: Chrysomelidae) beetles. *Brazilian Archives of Biology and Technology*, 43 (2): 215-219.

VENZON, M.; ROSADO, M.C.; PALLINI, A. et al. Toxicidade letal e subletal do nim sobre o pulgão-verde e seu predador *Eriopis connexa*. *Pesq. agropec. bras.*, Brasília, v.42, n.5, p.627-631, 2007.

VIDIGAL, S.M.; PEDROSA, M.W. Couve-comum (*Brassica oleracea* L. var. *acephala* DC.). In: PAULA JÚNIOR, T.J. de; VENEZON, M. (Ed.). *101 Culturas: Manual de Tecnologias Agrícolas*. Belo Horizonte: Empresa de Pesquisa e Agropecuária de Minas Gerais (EPAMIG), 2007. p.295-298.

VIEGAS-JÚNIOR, C. Terpenos com atividade inseticida: uma alternativa para o controle químico de insetos. *Química Nova*, v.26, p.390-400, 2003.

VIGLIANCO, A. I.; NOVO, R. J.; CRAGNOLINI, C. I. et al. Antifeedant and Repellent Effects of Extracts of Three Plants from Córdoba (Argentina) Against *Sitophilus oryzae* (L.) (Coleoptera: Curculionidae). *BioAssay* 3:4. 2008.

VILLAS-BÔAS, G. L. et al. *Manejo integrado da mosca-branca Bemisia argentifolli*. Brasília. DF: Embrapa-CNPq, 1997. 11p. (Circular técnica, 9)

VIZZOTTO, M.; KROLOW, A.C.; WEBER, G.E.B. *Metabólitos secundários encontrados em plantas e sua importância*. Pelotas, Embrapa Clima Temperado, 2010.16p. (Embrapa Clima Temperado. Documento, 316).

WAGNER, H.; BLADT, S. *Plant Drug Analysis: A thin layer chromatography Atlas*. 2 a ed. 2009. 384p.

WAGNER, T. L. Temperature-dependent development, mortality, and adult size of sweetpotato whitefly biotype B (Homoptera: Aleyrodidae) on cotton. *Environmental Entomology*. v. 24, n. 5, p. 1179-1188, 1995.

WANDSCHEER, C.B.; DUQUE, J.E.L.; NAVARRO-SILVA, M.A. et al. Larvicidal action of ethanolic extracts from fruit endocarps of *Melia azedarach* and *Azadirachta indica* against the dengue mosquito *Aedes aegypti*. *Toxicon*. 44: 829-35. 2004.

WARWICK, S.I. *Brassicaceae in Agriculture*. In: SCHMIDT, R.; BANCROFT, I. (Ed.). *Genetics and Genomics of the Brassicaceae*. New York: Springer New York, 2011. p.33-65.

WHEELER, D.A.; ISMAN, M.B.; SANCHEZ-VINDAS, P.E. et al. Screening of Costa Rican *Trichilia* species for biological activity against the larvae of *Spodoptera litura* (Lepidoptera: Noctuidae). *Biochem. Syst. Ecol.* 29: 347-358. 2001.

WIESBROOK, M. L. Natural indeed: Are natural insecticides safer and better than conventional insecticides? *Illinois Pesticide Review*, v. 17, n. 3, 2004.

XAVIER, V. M. *Impacto de inseticidas botânicos sobre Apis mellifera, Nannotrigona testaceicornis e Tetragonisca angustula* (Hymenoptera: Apidae). 2009. 43 p. Dissertação de Mestrado em Entomologia, Universidade Federal de Viçosa, Viçosa, 2009.