

**Universidade de São Paulo
Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”**

Efeito de extratos brutos e frações de meliáceas (Rutales: Meliaceae) na sobrevivência e no comportamento de *Bemisia tabaci* (Gennadius) biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae) em tomateiro

Gerane Celly Dias Bezerra

Tese apresentada para obtenção do título de Doutor em Ciências. Área de concentração: Entomologia

**Piracicaba
2009**

Livros Grátis

<http://www.livrosgratis.com.br>

Milhares de livros grátis para download.

Gerane Celly Dias Bezerra
Bióloga

Efeito de extratos brutos e frações de meliáceas (Rutales: Meliaceae) na sobrevivência e no comportamento de *Bemisia tabaci* (Gennadius) biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae) em tomateiro

Orientador:
Prof. Dr. JOSÉ DJAIR VENDRAMIM

Tese apresentada para obtenção do título de Doutor em Ciências. Área de concentração: Entomologia

**Piracicaba
2009**

Aos meus pais Ivan Dantas Bezerra e Altiva Dias de Paiva Bezerra e aos meus irmãos Heyland Dias Bezerra e Marmena Karla Dias Bezerra por me apoiarem em todos os momentos da minha vida.

OFEREÇO

A Márcio Alves Silva, por me incentivar sempre, pelo amor e apoio incondicional.

DEDICO

AGRADECIMENTOS

"Todo trabalho que realizamos depende direta ou indiretamente do apoio e incentivo das pessoas que nos cercam e das instituições que nos reconhecem como profissionais. Desta forma devo meus agradecimentos a muitos e em especial àqueles abaixo relacionados."

Fernando M. Lara

À Escola Superior de Agricultura "Luiz de Queiroz", pelas condições oferecidas.

Ao meu orientador, Prof. Dr. José Djair Vendramim, um exemplo de dedicação e profissionalismo, pela sua orientação, atenção, disponibilidade e amizade.

A Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES) pela concessão de bolsa de doutorado.

Aos professores do Programa de pós-graduação em Entomologia do Departamento de Entomologia, Fitopatologia e Zoologia Agrícola da ESALQ/USP; pelos ensinamentos transmitidos.

Aos estatísticos, Prof. Dr. Carlos Tadeu dos Santos Dias e Dra. Marinéia Haddad pelas colaborações nas análises estatísticas.

Ao Prof. Dr. João Batista Fernandes, Dra. Andreia Pereira Matos e o mestrando André Sarraia do Departamento de Química da UFSCAR, pela colaboração na execução desse trabalho.

A Maria Fernanda Peñaflor pela confecção do abstract e demais conhecimentos compartilhados, assim como pela amizade.

A estagiária Fabiana Fassis pela colaboração em algumas etapas desse trabalho.

Aos amigos e colegas do Laboratório de Resistência de Plantas a Insetos e Plantas Inseticidas da ESALQ/USP: Ana Paula Korndorfer, Angelina Marcomini, Cristina Jensen, Eliane Grisoto, Elio Guzzo, Elton Martins, Fátima Rampelotti, Leandro Ribeiro, Márcio Tavares, Maria Auxiliadora Oriani (CIA) Marcos Lima, Mônica Santos, Osvaldo Marteniuk, Paulo Bogorni, Rafael Pitta, pela amizade e experiências compartilhadas.

Em especial as minhas amigas: Claudia Marinho, Mônica Santos, Nivia Dias, pela amizade e companheirismo em todos os momentos.

As amigas Cristiane Nardi, Katherine Giron, Márcia Pena, Marisol Jaramillo, Nádia Casarin, Nancy Barreto, Raquel Arouca, Regiane Bueno, Vanessa Duarte e Waleska Eloi pela amizade e convivência agradável.

Aos amigos Ademir Nevez, Alexandre Jordão, Leonardo Dantas, Patrick Bonani, Tales Miler e Vitalis Wekesa.

A bibliotecária Eliana Maria Garcia pela correção da formatação da tese.

Ao Dr. André Luiz Lourenção, pelo fornecimento de insetos para início da criação de mosca-branca.

A todos os funcionários do Departamento de Entomologia pela amizade e auxílios prestados.

A todos os demais colegas do Departamento de Entomologia pela convivência.

SUMÁRIO

RESUMO.....	11
ABSTRACT.....	13
LISTA DE FIGURAS.....	15
LISTA DE TABELAS.....	17
1 INTRODUÇÃO.....	19
2 REVISÃO BIBLIOGRÁFICA.....	23
2.1 A mosca-branca <i>Bemisia tabaci</i> (Gennadius).....	23
2.1.1 Aspectos taxonômicos, origem e biogeografia.....	23
2.1.2 Aspectos bioecológicos e morfológicos de <i>B. tabaci</i>	27
2.1.3. O Biótipo B de <i>B. tabaci</i>	33
2.2 Extratos vegetais.....	40
2.2.1 Histórico da utilização de espécies vegetais com propriedades inseticidas.....	40
2.2.2 Caracterização da família Meliaceae e sua utilização no manejo de pragas.....	43
2.2.2.1 <i>Azadirachta indica</i>	44
2.2.2.2 <i>Melia azedarach</i>	49
2.2.2.3 <i>Toona ciliata</i>	51
2.2.2.4 <i>Trichilia pallida</i>	53
2.2.3 Extratos botânicos de plantas no contexto do manejo integrado de <i>Bemisia</i> spp.....	57
3 MATERIAL E MÉTODOS.....	65
3.1 Obtenção e criação de manutenção de <i>B. tabaci</i> biótipo B.....	65
3.2 Obtenção e manutenção de plantas de tomateiro.....	65
3.3 Obtenção de material vegetal e dos extratos orgânicos.....	65
3.4 Cálculo do rendimento dos extratos orgânicos de meliáceas.....	66
3.5 Avaliação da atividade inseticida de extratos vegetais de meliáceas sobre <i>B. tabaci</i> biótipo B.....	67

3.5.1 Determinação da concentração adequada dos extratos a serem utilizadas nos experimentos com <i>B. tabaci</i> biótipo B.....	67
3.5.2 Efeito de extratos vegetais de meliáceas sobre ovos e ninfas de <i>B. tabaci</i> biótipo B.....	68
3.5.3 Bioatividade dos extratos brutos selecionados em relação a <i>B. tabaci</i> biótipo B.....	69
3.5.3.1 Efeito sobre ovos.....	70
3.5.3.2 Efeito sobre ninfas.....	71
3.5.4 Fracionamento do extrato em diclorometano de ramos de <i>T. pallida</i> e de folhas de <i>T. ciliata</i>	71
3.5.5 Avaliação da bioatividade das frações obtidas dos dois extratos brutos selecionados em relação a <i>B. tabaci</i> biótipo B.....	73
3.5.5.1 Experimento 1.....	73
3.5.5.2 Experimento 2.....	73
3.5.6 Avaliação da repelência e deterrência das frações obtidas dos dois extratos brutos selecionados em relação a <i>B. tabaci</i> biótipo B.....	74
3.6 Análise estatística.....	74
4 RESULTADOS E DISCUSSÃO.....	77
4.1 Rendimento dos extratos orgânicos de meliáceas.....	77
4.1.1 Rendimento dos extratos brutos em solvente diclorometano e etanol das quatro espécies de meliáceas.....	77
4.1.2 Rendimento de frações dos extratos em diclorometano de folhas de <i>T. ciliata</i> e ramos de <i>T. pallida</i>	79
4.2 Determinação da concentração adequada do extrato em diclorometano de folhas de <i>T. pallida</i> a ser utilizada nos experimentos com <i>B. tabaci</i> biótipo B.....	80
4.2.1 Experimento 1.....	80
4.2.2 Experimento 2.....	82
4.3 Avaliação da atividade inseticida de extratos em solvente diclorometano e etanol de folhas e ramos de quatro meliáceas sobre <i>B. tabaci</i> biótipo B.....	84
4.4 Bioatividade dos extratos brutos selecionados em relação a <i>B. tabaci</i> biótipo B.....	88

4.4.1 Efeito sobre os ovos	88
4.4.2 Efeito sobre ninfas.....	91
4.5 Avaliação da bioatividade das frações obtidas dos dois extratos brutos selecionados em relação a <i>B. tabaci</i> biótipo B.....	93
4.5.1 Efeito sobre ninfas.....	93
4.5.1.1 Experimento 1.....	93
4.5.1.2 Experimento 2.....	95
4.5.2 Repelência e deterrência para oviposição de frações de extratos de meliáceas a <i>B. tabaci</i>	98
4.5.2.1 Avaliação da repelência.....	98
4.5.2.2 Avaliação da deterrência para oviposição.....	101
5 CONCLUSÕES.....	109
REFERÊNCIAS	111

RESUMO

Efeito de extratos brutos e frações de meliáceas (Rutales: Meliaceae) na sobrevivência e no comportamento de *Bemisia tabaci* (Gennadius) biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae) em tomateiro

Nesse trabalho objetivou-se avaliar a bioatividade de extratos brutos e suas frações, obtidos com diferentes solventes, de folhas e de ramos de plantas da família Meliaceae sobre a mosca-branca *Bemisia tabaci* biótipo B. Inicialmente, utilizando o extrato em diclorometano de folhas de *Trichilia pallida* determinou-se a concentração necessária para causar mortalidade de ninfas de 50 a 60%, sendo o valor obtido (0,56%) utilizado nos bioensaios subsequentes. Comparando-se os extratos brutos em diclorometano de folhas e ramos de *Azadirachta indica* (EFAID e ERAID), *Melia azedarach* (EFMAD e ERMAD), *Toona ciliata* (EFTCD e ERTCD) e *T. pallida* (EFTPD e ERTPD), verificou-se que os mesmos afetam significativamente tanto ovos como ninfas da mosca-branca. Já na comparação entre os extratos brutos em etanol de folhas e ramos de *A. indica* (EFAIE e ERAIE), *M. azedarach* (EFMAE e ERMAE), *T. ciliata* (EFTCE e ERTCE) e *T. pallida* (EFTPE e ERTPE), constatou-se que os mesmos afetam apenas as ninfas. Com base nesses resultados, selecionaram-se os ERTPD, EFAIE, ERAIE, ERMAE, EFTCD e ERTCD, para os quais foi avaliado o efeito sobre a mortalidade de ovos e ninfas e o período embrionário, constatando-se que os extratos não apresentam efeito ovicida, porém afeta a sobrevivência das ninfas e que o ERAIE alonga o período embrionário do inseto. Na seqüência, através de Cromatografia Líquida a Vácuo (CLV) foram obtidas as frações em hexano, diclorometano, acetato de etila e metanol do ERTPD e do EFTCD, que foram testadas nas concentrações de 0,56 e 0,28%. As frações em diclorometano, acetato de etila e em metanol do extrato de ramos de *T. pallida* em diclorometano afetam a sobrevivência de ninfas da mosca-branca em tomateiro, tanto a 0,56 como a 0,28%. Da mesma forma constata-se que as frações em hexano, diclorometano, acetato de etila e em metanol do extrato de folhas de *T. ciliata* em diclorometano afetam a sobrevivência de ninfas da mosca-branca em tomateiro, tanto a 0,56 como a 0,28%. A fração em acetato de etila do extrato de folhas de *T. ciliata* em diclorometano é repelente a *B. tabaci* biótipo B e as frações em diclorometano do ERTPD e em metanol do EFTCD apresentam efeito deterrente à oviposição de *B. tabaci* biótipo B. A fase de ninfa é mais sensível aos extratos orgânicos obtidos das espécies de meliácea avaliadas do que a fase de ovo. Entre os extratos testados, os mais promissores para uso no controle de ninfas da mosca-branca são os em diclorometano de folhas de *T. ciliata* e de ramos de *T. pallida*.

Palavras-chave: *Bemisia tabaci* biótipo B; Mosca-branca; Plantas inseticidas; Meliaceae; Extratos orgânicos; Fracionamento

ABSTRACT

Effect of crude extracts and fractions of meliaceas (Rutales: Meliaceae) on the survivorship and behavior of *Bemisia tabaci* (Gennadius) B biotype (Hemiptera: Aleyrodidae) in tomato plants

This work aimed to assess the bioactivity of crude extracts and their fractions obtained with different solvents, from leaves and branches from plants of Meliaceae family to the whitefly *Bemisia tabaci* B biotype. Initially, using the dichloromethane extract from *Trichilia pallida* leaves, it was determined the necessary concentration to cause 50 and 60% of nymphal mortality, being the value obtained (0.56%) utilized on the subsequent bioassays. Comparing the dichloromethane crude extracts from leaves and branches of *Azadirachta indica* (ELAID and EBAID), *Melia azedarach* (ELMAD and EBMAD), *Toona ciliata* (ELTCD and EBTCD) and *T. pallida* (ELTPD and EBTPD), it was verified that they significantly affect eggs as well as nymphs of the whitefly. Whereas the ethanol crude extracts from leaves and branches of *A. indica* (ELAIE and EBAIE), *M. azedarach* (ELMAE and EBMAE), *T. ciliata* (ELTCE and EBTCE) and *T. pallida* (ELTPE and EBTPE) affected only the nymphs. Based on these results, EBTPD, ELAIE, EBAIE, EBMAE, ELTCD and EBTCD were selected to be evaluated regarding to the effects on the eggs, nymphs and the duration of the embryonic period. It was verified that these extracts don't present ovicidal effect, although they affect nymphal survivorship, and EBAIE increases the embryonic period of the insect. Afterwards, using vacuum liquid chromatography (VLC) it was obtained the hexane, dichloromethane, ethyl acetate and methanol fractions from EBTPD and ELTCD, which were tested at concentrations of 0.56 and 0.28%. The dichloromethane, ethyl acetate and methanol fractions from EBTPD affect the whitefly nymphal survivorship at 0.56 as well as 0.28%. Similarly, the hexane, dichloromethane, ethyl acetate and methanol fractions from ELTCD affect the whitefly nymphal survivorship, at both concentrations of 0.56 and 0.28%. The ethyl acetate fraction from ELTCD is repellent to *B. tabaci* B biotype while the dichloromethane fractions from EBTPD and methanol from ELTCD present deterrent effect on the oviposition of this pest. The nymphal phase is more sensitive to organic extracts obtained from the Meliaceae species tested than the egg phase. Among the tested extracts, the more promising to use for the control of whitefly nymphs are the dichloromethane from *T. ciliata* leaves and *T. pallida* branches.

Keywords: *Bemisia tabaci* B biotype; Whitefly, Insecticidal plants; Meliaceae; Organic extracts; Fractioning

LISTA DE FIGURAS

Figura 1 - Distribuição das áreas naturais e plantadas com nim no mundo	45
Figura 2 - Recipientes utilizados no experimento para avaliação da atividade ovicida dos extratos.....	70
Figura 3 -Esquema do fracionamento do extrato em diclorometano de ramos de <i>Trichilia pallida</i> e de folhas de <i>Toona ciliata</i>	72
Figura 4 - Concentração do extrato em diclorometano de folhas de <i>Trichilia pallida</i> e a mortalidade de ninfas de <i>Bemisia tabaci</i> biótipo B, em tomateiro, em casa de vegetação. Temp.: $24,26 \pm 5,42^{\circ}\text{C}$; UR: $70,05 \pm 30,0\%$; fotoperíodo natural.....	81
Figura 5 - Concentração do extrato em diclorometano de folhas de <i>Trichilia pallida</i> e a mortalidade de ninfas de <i>Bemisia tabaci</i> biótipo B, em tomateiro, em casa de vegetação. Temp.: $25,75 \pm 4,96^{\circ}\text{C}$; UR: $68,15 \pm 31,05\%$; fotoperíodo natural.....	82
Figura 6 - Período embrionário de <i>Bemisia tabaci</i> biótipo B, em tomateiro, após aplicação de seis extratos orgânicos de plantas da família meliácea. Temp.: $25,00 \pm 2^{\circ}\text{C}$; UR: $66,19 \pm 10\%$; fotofase: 14h. Médias seguidas de mesma letra, nas colunas, não diferem entre si pelo teste de Tukey ($p \leq 0,05$). ¹ ERTP=Extrato Ramos <i>T. pallida</i> ; ² ERAI=Extrato Folhas <i>A. indica</i> ; ³ ERAI=Extrato Ramos <i>A. indica</i> ; ⁴ ERMA=Extrato Ramos <i>M. azedarach</i> ; ⁵ EFTC=Extrato Folhas <i>T. ciliata</i> ; ⁶ ERTC=Extrato Ramos <i>T. ciliata</i>	90
Figura 7 - Porcentagem de ovos de <i>Bemisia tabaci</i> biótipo B contados em folíolos de tomateiro 24 horas após a aplicação de frações (0,28%) obtidas dos extratos em diclorometano de folhas de <i>Toona ciliata</i> e de ramos de <i>Trichilia pallida</i> . Temp.: $25,00 \pm 2^{\circ}\text{C}$; UR: $70,20 \pm 10\%$; fotofase: 14h. ¹ FRTP: Fração Ramos <i>T. pallida</i> ; ² FFTC: Fração Folhas <i>T. ciliata</i>	102

Figura 8 - Porcentagem de adultos e ovos de *Bemisia tabaci* biótipo B contados em folíolos de tomateiro tratados (com frações) e não tratados (controle) 24 horas após a aplicação de frações (0,28%) obtidas dos extratos em diclorometano de folhas de *Toona ciliata* e ramos de *Trichilia pallida* em condição de laboratório. Temp.: $25,00 \pm 2^\circ\text{C}$; UR: $70,20 \pm 10\%$; fotofase: 14h. ¹ FRTP: Fração Ramos *T. pallida*; ² FFTC: Fração Folhas *T. ciliata*..... 106

LISTA DE TABELAS

Tabela 1 - Classificação taxonômica da família Meliaceae.....	43
Tabela 2 - DL ₅₀ (dose que causa 50% de inibição da alimentação) de azadiractina para diferentes ordens de insetos.....	47
Tabela 3 - Rendimento na obtenção de extratos em solvente diclorometano de folhas e ramos de quatro espécies de meliáceas.....	77
Tabela 4 - Rendimento na obtenção de extratos em solvente etanol de folhas e ramos de quatro espécies de meliáceas.....	79
Tabela 5 - Rendimento na obtenção de frações, após cromatografia líquida a vácuo (CLV), do extrato em solvente diclorometano de folhas de <i>Toona ciliata</i> e de ramos de <i>Trichilia pallida</i>	80
Tabela 6 - Médias (\pm EP) de mortalidade de ninfas de <i>Bemisia tabaci</i> biótipo B, em tomateiro, após aplicação de extrato em diclorometano em diferentes concentrações de <i>Trichilia pallida</i> em casa de vegetação. Experimento 1: Temp.: $24,26 \pm 5,42^{\circ}\text{C}$; UR: $70,05 \pm 30,0\%$; fotoperíodo natural e Experimento 2: Temp.: $25,75 \pm 4,96^{\circ}\text{C}$; UR: $68,15 \pm 31,05\%$; fotoperíodo natural.....	83
Tabela 7 - Médias (\pm EP) de mortalidade das fases de ovo e ninfa de <i>Bemisia tabaci</i> biótipo B, em tomateiro, após aplicação de extratos em diclorometano de diferentes estruturas vegetais e espécies de plantas da família meliácea em casa de vegetação. Temp.: $27,45 \pm 3,64^{\circ}\text{C}$; UR: $67,19 \pm 29,21\%$; fotoperíodo natural.....	85
Tabela 8 - Médias (\pm EP) de mortalidade das fases de ovo e ninfa de <i>Bemisia tabaci</i> biótipo B, em tomateiro, após aplicação de extratos em etanol de diferentes estruturas vegetais e espécies de plantas da família meliácea em casa de vegetação. Temp.: $28,31 \pm 4,74^{\circ}\text{C}$; UR: $66,19 \pm 30,22\%$; fotoperíodo natural.....	87

Tabela 9 - Médias (\pm EP) de mortalidade de ovos de <i>Bemisia tabaci</i> biótipo B, em tomateiro, após aplicação de seis extratos orgânicos de plantas da família meliaceae. Temp.: 25,00 \pm 2°C; UR: 66,19 \pm 10%; fotofase: 14h.....	89
Tabela 10 - Médias (\pm EP) de mortalidade de ninfas de <i>Bemisia tabaci</i> biótipo B, em tomateiro, após aplicação de seis extratos orgânicos de plantas da família meliaceae. Temp.: 25,00 \pm 2°C; UR: 66,19 \pm 10%; fotofase: 14h.....	92
Tabela 11 - Médias (\pm EP) de mortalidade de ninfas de <i>Bemisia tabaci</i> biótipo B, em tomateiro, após aplicação de frações (a 0,56%) do extrato em diclorometano de ramos de <i>Trichilia pallida</i> e de folhas de <i>Toona ciliata</i> . Temp.: 25,00 \pm 2°C; UR: 65,20 \pm 10%; fotofase: 14h.....	94
Tabela 12 - Médias (\pm EP) de mortalidade de ninfas de <i>Bemisia tabaci</i> biótipo B, em tomateiro, após aplicação de frações (a 0,28%) do extrato em diclorometano de ramos de <i>Trichilia pallida</i> e folhas de <i>Toona ciliata</i> . Temp.: 25,00 \pm 2°C; UR: 65,20 \pm 10%; fotofase: 14h.....	96
Tabela 13 - Repelência de adultos de <i>Bemisia tabaci</i> biótipo B por frações (a 0,28%) obtidas dos extratos em diclorometano de ramos de <i>Trichilia pallida</i> e de folhas de <i>Toona ciliata</i> . Temp.: 25,00 \pm 2°C; UR: 70,20 \pm 10%; fotofase: 14h.....	99
Tabela 14 - Número médio (\pm EP) de ovos de <i>Bemisia tabaci</i> biótipo B contados em folíolos de tomateiro e índice de deterrência para oviposição (ID), obtidos 24 horas após a aplicação de frações (a 0,28%) obtidas através de extratos em diclorometano de folhas de <i>Toona ciliata</i> e de ramos de <i>Trichilia pallida</i> . Temp.: 25,00 \pm 2°C; UR: 70,20 \pm 10%; fotofase: 14h.....	103

1 INTRODUÇÃO

O tomate (*Solanum lycopersicum* L.) é considerado a mais importante hortaliça produzida no país, sendo utilizado na dieta alimentar como fonte de vitaminas e minerais. O Brasil produziu em 2007 cerca de 3,35 milhões de toneladas de tomate em uma área plantada de 56.135 hectares (FNP, 2009), sendo considerado assim, um dos maiores produtores mundiais do produto.

Como as demais lavouras plantadas em larga escala, o tomateiro é atacado por um grande número de artrópodes-praga e os danos causados por estes organismos são de tal magnitude que o tomateiro ocupa a confortável posição de hortaliça líder no emprego de agrotóxicos. O atual sistema onera o custo de produção, favorece a seleção de pragas e patógenos resistentes aos produtos utilizados, provoca a eliminação de insetos benéficos (inimigos naturais e polinizadores), favorece a proliferação de pragas secundárias, causa impacto negativo no ambiente e coloca em risco a saúde de produtores e consumidores (VILLAS BÔAS et al., 2007). Em contraposição, os países importadores e o mercado interno estão optando, de forma consistente e gradativa, pela aquisição de alimentos com baixos níveis de resíduos químicos.

As pressões impostas pelos modernos agroecossistemas têm propiciado inclusive a mudança de *status* de pragas no ambiente agrícola e *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) é um exemplo típico desse fenômeno, já que nas três últimas décadas este inseto passou de praga secundária a primária. Características comuns encontradas em praticamente todas as regiões nas quais houve um ataque intensivo de populações desta espécie foram: práticas agrícolas intensivas com sobreposição de estações de cultivo, ambientes apresentando grande estresse provocado por agrotóxicos e clima árido e quente associados a uma espécie com grande potencial biótico de adaptação a inúmeros ambientes e plantas hospedeiras (TOSCANO et al., 1998; GERLING, 2002).

Para entender tais mudanças, foram estudados os aspectos inter e intra-específicos das populações de *B. tabaci*. Os resultados obtidos revelaram que havia populações apresentando grande variabilidade genotípica e fenotípica, originando, então, o complexo de raças (=biótipo) de *B. tabaci* (BROWN; FROHLICH; ROSSEL, 1995; MARKHAM et al., 1996; PERRING, 2001; SIMON et al., 2003; DELATTE et al., 2005). Entre os biótipos de *B. tabaci*, o mais agressivo certamente é o “B”, que geralmente é predominante onde esta praga está presente, pois

possui maior capacidade de dispersão e adaptação a novas plantas hospedeiras e a condições climáticas diversas, além disso, apresenta maiores taxas de oviposição quando comparado com outros biótipos e outras espécies de moscas-brancas.

Em um contexto geral, a América Latina tem sido a região mais afetada por *B. tabaci* biótipo B, como praga ou vetor, no que se refere à questão de culturas essenciais, tanto para produtos a serem processados na indústria quanto para o consumo *in natura*. Em 20 países latino-americanos existem cinco milhões de hectares de áreas cultivadas sendo devastadas pela praga e pelas geminiviroses por ela transmitidas (MORALES; ANDERSON, 2001).

Atualmente, a mosca-branca *B. tabaci* biótipo B é uma das principais pragas tanto do tomateiro rasteiro (para processamento industrial) como do tomateiro estaqueado (tomate mesa) no Brasil (VILLAS BÔAS, 2005). Os danos diretos estão relacionados à sucção de seiva, liberação de excreções açucaradas que favorecem o desenvolvimento de fumagina nas folhas reduzindo o processo fotossintético e injeção de toxinas que resultam em anomalias ou desordens fitotóxicas, como exemplo a maturação irregular dos frutos de tomateiro (LOURENÇÃO; NAGAI, 1994). Quanto aos danos indiretos, ocorre a transmissão de fitovírus por *B. tabaci*, principalmente os pertencentes ao grupo dos geminivírus.

Neste cenário, faz-se necessária a implementação de outras medidas de controle, visando o desenvolvimento de tecnologias adequadas à produção dentro do contexto do manejo integrado de pragas. Diversas técnicas de manejo tem sido alvo de estudos em nível mundial para o controle deste inseto (em especial o biótipo B), entre as quais se incluem o controle biológico (predadores, parasitoides e entomopatógenos), a resistência de plantas e, mais recentemente, o uso de extratos botânicos com atividade inseticida, que já foram utilizados no passado antes do advento dos inseticidas sintéticos.

O atual manejo de *B. tabaci* biótipo B é baseado quase que exclusivamente no controle químico, inviabilizando inclusive a adoção de outras técnicas de MIP, tais como o controle biológico. Assim, o uso de extratos vegetais com propriedades inseticidas pode ser uma ferramenta importante no manejo integrado da mosca-branca, uma vez que estes produtos podem controlar o inseto, reduzir ou eliminar o número de pulverizações com inseticidas sintéticos e ainda possibilitar a implementação de outras estratégias de manejo.

Seu ressurgimento como método de controle de insetos se fundamenta no fato de que, atualmente, se requerem novas moléculas que ajudem no manejo de pragas, com menor

probabilidade de desenvolvimento de resistência pelo inseto, seletividade a organismos não-alvo e rápida biodegradação no ambiente. Tais plantas podem ser utilizadas tanto diretamente no controle de insetos, através da aplicação de pós, óleos ou extratos brutos obtidos a partir de suas estruturas vegetais, quanto pela identificação de compostos com ação inseticida, permitindo sua utilização em larga escala, através da extração ou síntese industrial de tais compostos (BOGORNI, 2003; TAVARES, 2006).

No Brasil, os esforços de pesquisas envolvendo o controle da mosca-branca *B. tabaci* biótipo B com o uso de plantas inseticidas envolvem principalmente plantas da família Meliaceae (NARDO; COSTA; LOURENÇÃO, 1997; SOUZA; VENDRAMIM, 2000a, b, 2001, 2004, 2005; SILVA; BLEICHER; ARAÚJO, 2003; TRINDADE et al., 2007).

O avanço das pesquisas relacionadas aos inseticidas de origem vegetal vislumbra a possibilidade da sua adoção em programas de MIP e este fato, relacionado às peculiaridades do manejo de *B. tabaci* biótipo B, estimula a concentração de esforços de pesquisa no intuito de viabilizar o controle desta praga com extratos vegetais. Neste sentido, desenvolveu-se este trabalho com objetivo de avaliar a bioatividade de extratos brutos e suas frações, obtidos com diferentes solventes, de folhas e ramos de plantas da família Meliaceae sobre a mosca-branca *B. tabaci* biótipo B.

2 REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

2.1 A mosca-branca *Bemisia tabaci* (Gennadius)

Nas últimas décadas, espécies de insetos cuja importância agrícola era inexpressiva ou ocasional tornaram-se pragas muito importantes. Deve-se atribuir a maioria desses casos à globalização da economia agrícola, já que com o trânsito intenso de vegetais, organismos associados dispersam-se para novas áreas, onde, dependendo das condições vigentes, podem tornar-se nocivos. Um dos exemplos mais importantes é a mosca-branca *B. tabaci* (OLIVEIRA, 2001).

2.1.1 Aspectos taxonômicos, origem e biogeografia

Os insetos conhecidos popularmente como moscas-brancas pertencem à ordem Hemiptera, subordem Sternorrhyncha e família Aleyrodidae (GALLO et al., 2002), a qual é subdividida em duas subfamílias: Aleyrodicinae (com origem principalmente na América Central e do Sul) e Aleyrodinae (com origem ampla pelo mundo) (INBAR; GERLING, 2008). A família possui cerca de 126 gêneros contendo cerca de 1.500 espécies descritas (MOUND; HALSEY, 1978; SALGUERO, 1993; GALLO et al., 2002; INBAR; GERLING, 2008), sendo que a subfamília Aleyrodinae, compreende um maior número de espécies, em torno de 90% do total (BINK-MOENEN; MOUND, 1990; HILJE, 1996) e também o gênero com maior importância agrícola, *Bemisia*, que possui 37 espécies conhecidas, sendo *B. tabaci* considerada a espécie-tipo do gênero (MOUND; HALSEY, 1978).

A mosca-branca *B. tabaci* foi descrita pela primeira vez na Grécia, em 1889, como *Aleurodes tabaci* Gennadius, sendo coletada em plantas de fumo (RUSSELL, 1957). Em 1957, esta e outras 18 espécies, previamente identificadas como mosca-branca, foram colocadas sob o mesmo táxon. Desta forma, *B. tabaci* passou a ser denominada comumente como mosca-branca do fumo, do algodão, da mandioca e da batata-doce (BROWN; FROHLICH; ROSSEL, 1995).

A taxonomia e classificação de *B. tabaci* apresentam um alto grau de complexidade devido à similaridade dos adultos entre as espécies, sendo indistinguíveis morfológicamente. Dessa forma, o estágio de “pupa”, que na realidade corresponde, morfológicamente, à ninfa de quarto (último) ínstar, tem sido utilizado para a identificação de espécies (MARTIN, 1987), uma vez que

os ínstaes menores não possuem estruturas de importância taxonômica. Características típicas como: número, tamanho e local dos poros, orifícios, papilas e setas são utilizadas para a caracterização taxonômica (VILLAS BÔAS, 2000).

Entretanto, os caracteres morfológicos do “pupário” apresentam alto grau de variabilidade, já que são influenciados pelas estações do ano (MOHANTY; BASU, 1986), pelo hospedeiro (MOUND; HALSEY, 1978), sendo reportada variação morfológica da “pupa” de *B. tabaci* em plantas de fumo, mandioca, couve, algodão, *Euphorbia pulcherrina* e *Lantana camara* (AZAB; MEGAHED; EL-MIRSAWI, 1969; ANANTHAKRISHNAN, 1976; BASU, 1995). Outros autores relatam que a presença ou ausência de tricomas na superfície das folhas das plantas hospedeiras e até o grau de pubescência do hospedeiro pode influenciar na morfologia do “pupário” (AZAB; MEGAHED; EL-MIRSAWI, 1969; BYRNE; BELLOWS JUNIOR, 1991; SALGUERO, 1993; NEAL JUNIOR et al., 1994; BROWN et al., 1995).

Desde a sua primeira descrição, a mosca-branca recebeu inúmeras designações sendo que Takashi (1936) e Russell (1957) reagruparam essas sinonímias dentro da espécie *B. tabaci* de acordo com as descrições morfológicas citadas para essa espécie. Posteriormente, Mound e Halsey (1978) sumarizaram essas informações a partir das sinonímias, ano de detecção, região geográfica e plantas hospedeiras associadas, sendo que, atualmente, essa espécie apresenta 23 sinonímias (MOUND; HALSEY, 1978) incluindo *Bemisia argentifolii*, a mais recente (BELLOWS JUNIOR et al., 1994).

B. tabaci possui uma história sistemática interessante que, quando combinada com variações morfológicas relacionadas à ampla gama de plantas hospedeiras, tem feito com que os seus atuais estudiosos formulassem a hipótese de que se trata de um complexo de espécies, ao invés de uma simples e homogênea entidade taxonômica (PERRING, 2001).

Em 1991, entre populações de *B. tabaci*, foi constatado o surgimento de raças ou biótipos A e B, dispersando-se rapidamente por diversas regiões do mundo (BROWN; FROHLICH; ROSSEL, 1995). Perring et al. (1993b) admitiram a possibilidade de uma nova espécie de *Bemisia* em função das diferenças nos sintomas de ataque, bem como das diferenças genômicas e da incompatibilidade sexual entre seus biótipos A e B. A caracterização do biótipo B como nova espécie (*B. argentifolii*) foi feita, de acordo Bellows Junior et al. (1994), com base nos danos característicos nas plantas hospedeiras, nas aberturas traqueais torácicas menores, no filamento de cera menor e mais frágil e na ocorrência da seta submarginal ASMS4 somente neste biótipo. Foi

demonstrado que o biótipo B difere de maneira expressiva do biótipo A, principalmente em relação ao vigor biológico, gama de hospedeiros e habilidade em transmitir viroses (MARKHAN et al., 1994; SCHUSTER; STANSLY; POLSTON, 1995). Entretanto, Brown; Frohlich e Rossel (1995) revisaram o assunto e sugeriram que *B. tabaci* seja um complexo sofrendo mudanças evolucionárias. Atualmente, considera-se que *B. argentifolii* é de fato o biótipo B de *B. tabaci*.

A diferenciação das populações ou biótipos foi inicialmente realizada considerando-se diferentes perfis de esterases (LIU; COHEN; DUFFUS, 1992; BROWN; BIRD, 1995; BROWN et al., 1995; GUNNING; BYRNE; DEVONSHIRE, 1997), e posteriormente foi sustentada por perfis de RAPD-PCR (GAWEL; BARTLETT, 1993; GUIRAO; BEITIA; CENIS, 1997). Múltiplas técnicas bioquímicas e moleculares suportam a inserção das numerosas subunidades taxonômicas do complexo *B. tabaci* em populações, agrupadas de acordo com a sua localidade (COSTA; BROWN, 1991; GAWEL; BARTLETT, 1993; PERRING et al., 1993ab; DE BARRO; DRIVER, 1997; DE BARRO et al., 2000; MOYA et al., 2001; BROWN et al., 2002; SIMON et al., 2003).

Há 41 distintas populações de *B. tabaci* em todo o mundo. Destas, 24 foram designadas como biótipos específicos (biótipos: O, A, AN, B, B2, C, Cassava, D, E, F, G, G/H, I, J, K, L, M, N, NA, Okra, P, Q, R e S), enquanto 17 populações permanecem sem designação taxonômica (PERRING, 2001). Dentro do complexo de *B. tabaci*, são propostos sete grupos: Grupo 1: Novo mundo (biótipos A, C, N, R); Grupo 2: Cosmopolita, biótipo B (= *B. argentifolii*), B2; Grupo 3: Benin (biótipo E) e Espanha (biótipo S); Grupo 4: Índia (Biótipo H); Grupo 5: Sudão (biótipo L), Egito (biótipo?), Espanha (biótipo Q), Nigéria (biótipo J), Grupo 6: Turquia (biótipo M), Hainan (biótipo?), Coréia (biótipo?); Grupo 7: Austrália (biótipo NA) e outros biótipos interessantes (D, F, G, I, K, Okra, P) (PERRING, 2001).

A descrição de biótipos de *B. tabaci* é um tema recorrente na descrição taxonômica dessa espécie. No final da década de 1950, Bird (1957) relatou a existência de populações de *B. tabaci* com preferência para *Jatropha* e *Sida* indicando a formação de raças ou biótipos na espécie, associado a plantas hospedeiras e à transmissão de viroses. Trabalhos subseqüentes de Brown; Frohlich e Rossel (1995), Markham et al. (1996) e Perring (2001) descreveram a existência de, pelo menos, 40 biótipos diferentes. Simon et al. (2003) descreveram um novo biótipo (denominado T) de *B. tabaci* ocorrendo na Itália atacando *Euphorbia characias*. Mais

recentemente, Delatte et al. (2005) descreveram um novo biótipo, denominado de Ms, ocorrendo nas ilhas do sudeste do Oceano Índico.

A mosca-branca *B. tabaci* é provavelmente originária do sul da Ásia, mais precisamente do subcontinente indiano, onde existe grande diversidade de inimigos naturais desta praga (BROWN; BIRD, 1992; BROWN; FROHLICH; ROSSEL, 1995). Porém, devido à interferência do homem na dispersão dos insetos, uma conclusão definitiva sobre o centro de origem de *B. tabaci* vai se tornando cada vez mais difícil (BROWN, 1994; WOOL et al., 1994; JONES, 2003).

A distribuição das espécies de mosca-branca no globo terrestre ocorre em função da latitude, concentrando-se a grande maioria (724 espécies) nos trópicos (BINK-MOENEN; MOUND, 1990; HILJE, 1996). Contudo, *B. tabaci* é cosmopolita, podendo ser encontrada em áreas tropicais, subtropicais e temperadas, com exceção apenas da Antártica (MARTIN; MIFSUD; RAPISARDA, 2000; OLIVEIRA; HENNEBERRY; ANDERSON, 2001), entre as latitudes 30° N e 30° S, de 0 a 1000 m de altitude (JONES, 2003) e limitada pelas baixas temperaturas (LACEY et al., 1999).

B. tabaci foi introduzida na Europa, Bacia do Mediterrâneo, África, Ásia, América Central, América do Sul e Bacia do Caribe por meio do comércio e transporte de plantas ornamentais pelo homem (BROWN et al., 1995). O fato de o inseto ter o hábito de permanecer na face abaxial das folhas tem facilitado seu transporte em plantas ornamentais por todas as regiões do planeta (OLIVEIRA; HENNEBERRY; ANDERSON, 2001) e disseminado para culturas de interesse econômico como feijão, mandioca, algodão, quiabo, melão, pimentão, abobrinha e fumo (BROWN; BIRD, 1992; OLIVEIRA; HENNEBERRY; ANDERSON, 2001).

As moscas-brancas podem ser encontradas nos mais diversos biomas como: florestas (GILLESPIE, 1985), desertos (COUDRIET et al., 1986), pastagens e em vegetações de áreas agrestes (BYRNE; BELLOWS JUNIOR; PARRELLA, 1990). Os tipos de vegetações vão de cultivos agrícolas herbáceos, sistemas bipereniais ou pereniais até culturas em campo aberto ou em ambiente protegido. A grande maioria das moscas-brancas se alimenta de plantas hospedeiras lenhosas, porém, as espécies do gênero *Bemisia*, entre outros seis gêneros, se alimentam de um grande número de plantas herbáceas (MOUND; HALSEY 1978; OLIVEIRA et al., 2005).

No continente Americano, os relatos sobre a ocorrência de *B. tabaci* como praga secundária datam de 1894, na Flórida (BROWN, 1993). Após seis anos, a espécie foi descrita como *Aleyrodes inconspicua* Quaintance, sendo coletada em plantas de *Physalis alkekengi* (Família

Solanaceae) no Estado da Flórida nos EUA (QUAINTANCE, 1900). Posteriormente, Quaintance e Baker (1914) descreveram o gênero *Bemisia* como *Bemisia inconspicua* (anteriormente *A. inconspicua*) como espécie-tipo. *B. tabaci* (descrita como *A. tabaci*), entretanto, somente foi transferida para o gênero *Bemisia* em 1936 (TAKAHASHI, 1936). Mais tarde, Russell (1957) e Mound e Halsey (1978) reagruparam essas sinonímias dentro da espécie *B. tabaci*.

A ocorrência de moscas-brancas no Brasil foi descrita pela primeira vez no final do século XIX (Hempel, 1892) e a presença de *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) no país é conhecida desde 1923 no Estado da Bahia (BONDAR, 1923). O mesmo autor, em 1928, descreveu três espécies de *Bemisia* - *B. signata*, *B. bahiana* e *B. costa-limai* - coletadas em *Nicotiana glauca*, *Nicotiana tabacum* e *Euphorbia hirtella*, respectivamente. Posteriormente, Russell (1957) reagrupou essas sinonímias dentro da espécie *B. tabaci* e Lima et al. (1999, 2000, 2002) designaram estas populações como sendo o biótipo BR; entretanto, o meio científico tem designado como *B. tabaci* biótipo A.

Nas Américas, desde 1981, as infestações de mosca-branca *B. tabaci* têm aumentado em severidade e importância em sistemas agrícolas tanto irrigados quanto dependentes de chuvas (BROWN, 1993). A partir de 1987, cientistas norte-americanos passaram a conduzir pesquisas para investigar a presença de um novo biótipo de *B. tabaci*, associado às desordens ou anomalias fisiológicas em aboboreira e tomateiro (LOURENÇÃO; NAGAI, 1994).

Pesquisas realizadas na Flórida, Califórnia e Arizona indicaram a existência de pelo menos dois biótipos, identificados como biótipo “A”, que se desenvolve bem em algodoeiro, mas não em bico-de-papagaio, não induz o aparecimento do prateamento da folha em abobrinha e apresenta o padrão enzimático da esterase A e biótipo “B”, que se desenvolve bem em bico-de-papagaio e brócolis, induz o prateamento da folha em abobrinha e apresenta o padrão enzimático da esterase B (COSTA; BROWN, 1991; COHEN; DUFFUS; LIU, 1992; PERRING et al., 1992).

2.1.2 Aspectos bioecológicos e morfológicos de *B. tabaci*

As moscas-brancas são insetos fitófagos, sugadores de seiva e são caracterizados por metamorfose incompleta, ou hemimetabolia. Assim sendo, durante o seu ciclo de vida passam pelas fases de ovo, ninfa (compreendendo: ninfa I, II, III e IV/pupário) e adulto (LIMA; LARA, 2001).

Os ovos da mosca-branca são colocados preferencialmente na parte inferior das folhas (AZAB; MEGAHED; EL-MIRSAWI, 1971; OHNESORGE et al., 1980; NAKANO; PARRA, 1981; EICHELKRAUT; CARDONA, 1989; PEÑA et al., 1993; SIMMONS, 1994). São dispostos isoladamente ou em grupos irregulares, ou ainda, ocasionalmente, em semicírculos sendo sustentados por um pedicelo inserido na folha durante a oviposição, diretamente no tecido foliar, ao contrário do que ocorre com outras espécies de mosca-branca que inserem o pedicelo na abertura dos estômatos (EICHELKRAUT; CARDONA, 1989; PAULSON; BEARDSLEY, 1985). Buckner et al. (2002) observaram que o pedicelo fica inserido no interior das células da epiderme, sem alcançar as células do parênquima.

As fêmeas virgens também podem colocar ovos viáveis, os quais darão origem exclusivamente a machos (partenogênese arrenótoca) (VILLAS BÔAS et al., 1997; GALLO et al., 2002). Como na maioria das espécies de mosca-branca, *B. tabaci* pode regular o sexo de seus descendentes, desde que tenham espermatozóides armazenados suficientes para selecionar a fertilização (HOROWITZ; GERLING, 1992).

O acasalamento começa logo após a emergência do adulto (12 horas a 2 dias), com várias cópulas durante o ciclo de vida. O período de pré-oviposição varia com as diferentes épocas do ano, podendo durar de 8 horas a 5 dias. A fêmea pode colocar de 30 a 400 ovos durante toda sua vida, com uma média de 150 a 160 ovos. A taxa de oviposição depende da temperatura e da planta hospedeira, e quando existe escassez de alimento, as fêmeas interrompem a postura (BYRNE; BELLOWS, 1991; VILLAS BÔAS et al., 1997).

Os ovos de *B. tabaci* biótipo B têm formato piriforme ou ovóide, com textura lisa e medem de 0,18 a 0,21 mm de comprimento e 0,06 a 0,09 mm de largura. Inicialmente, apresentam coloração branca, mas à medida que se dá o desenvolvimento embrionário, tornam-se amarelados e próximos à eclosão adquirem coloração vermelho-clara ou café claro (BYRNE; BELLOWS, 1991; EICHELKRAUT; CARDONA, 1989; PATEL et al., 1992; VILLAS BÔAS et al., 1997).

O período de incubação pode variar de 3 a 28 dias, dependendo principalmente das condições ambientais (temperatura e umidade relativa do ar) (AZAB; MEGAHED; EL-MIRSAWI, 1971; EL-HELALY; EL-SHAZLI; EL-GAYAR, 1971; HENDI et al., 1985; BOIÇA JÚNIOR; VENDRAMIM, 1986). A temperatura ótima para o desenvolvimento dos ovos está em torno de 23 a 30°C; acima de 36°C e abaixo de 10°C, os ovos não se desenvolvem

adequadamente (BUTLER JUNIOR; HENNEBERRY; CLAYTON, 1983; VERMA et al., 1990). A viabilidade de ovos, segundo Nava-Camberos et al. (2001), é superior a 90% na faixa de temperatura entre 20 e 30°C. Em temperaturas acima de 30°C ou abaixo de 20°C, há tendência de diminuição da viabilidade (WANG; TSAI, 1996).

No primeiro estágio, logo após a eclosão, as ninfas procuram um local adequado para sua fixação, período que pode variar de 1 hora a alguns dias (HENDI et al., 1985; EICHELKRAUT; CARDONA, 1989). Essa mobilidade permite que o inseto se locomova para uma folha mais adequada caso a folha em que ocorreu a postura não ofereça condições para o completo desenvolvimento ninfal, devido à senescência, por exemplo (SUMMERS et al., 1996). Os mesmos autores asseguram que ninfas de primeiro ínstar de *B. tabaci* biótipo B podem mover-se verticalmente entre as plantas podendo chegar até a 20 cm de distância, em busca de locais adequados para alimentação. Simmons (2002) conduziu um estudo em plantas de repolho (*Brassica oleracea* cv. Georgian) e verificou que ninfas de primeiro ínstar de *B. tabaci* biótipo B percorrem apenas 2 mm do ovo ao local definitivo para alimentação, pois possuem maior facilidade para encontrar os feixes vasculares na planta. No entanto, nos outros hospedeiros, como melão (*Cucumis melo* cv. Top Mark), tomate (*Solanum lycopersicon* cv. Homestead) e pimentão (*Capsicum annuum* cv. Keystone), as ninfas tiveram maiores dificuldades para encontrar os feixes vasculares, pois percorreram distâncias maiores, como 10 a 15 mm.

Após a fixação, introduzem seus estiletes bucais no tecido foliar da planta e começam a sugar a seiva elaborada do floema (NAKANO; PARRA, 1981). Esses insetos apresentam aparelho bucal do tipo sugador labial, em que as mandíbulas e as maxilas formam um tubo duplo que é inserido até o floema, de onde retiram a seiva elaborada que lhes serve de alimento (VILLAS BÔAS et al., 1997). As moscas-brancas possuem uma modificação no tubo digestivo conhecida como câmara-filtro, que tem a função de filtrar os materiais constituintes da seiva da planta, permitindo aos aminoácidos circularem no mesêntero e serem assimilados pelo organismo, enquanto a água e a sacarose em excesso alcançam diretamente o proctódeo e são eliminadas na forma de *honeydew* (CHAPMAN, 1998). Se as ninfas atingirem com sucesso o floema da planta hospedeira, permanecem sésseis até a fase adulta, exceto durante breves períodos durante a ecdise (BYRNE; BELLOWS, 1991).

O estágio ninfal é dividido em três estádios bem definidos e um quarto totalmente diferente dos demais, sendo denominado por alguns autores de “pupa” ou pseudo-pupa, devido à redução

no metabolismo e da alimentação dessas ninfas neste período (HILJE, 1995; VILLAS BÔAS et al., 1997).

A ninfa de primeiro ínstar mede 0,24 a 0,27 mm de comprimento e 0,12 a 0,18 mm de largura. É de formato elíptico, coloração branco-esverdeada, plana ventralmente e convexa dorsalmente (EICHELKRAUT; CARDONA, 1989; PATEL et al., 1992). Segundo os mesmos autores, a ninfa de segundo ínstar é oval, e apresenta coloração branco-esverdeada e olhos brilhantes. Seu comprimento varia de 0,33 a 0,39 mm e sua largura de 0,18 a 0,24 mm. O terceiro ínstar tem formato elíptico, cor verde-pálida a verde-escura e olhos vermelhos brilhantes na parte dorsal da cabeça. É possível observar a secreção de uma substância colágena transparente saindo pelo orifício vasiforme triangular aderindo à parte posterior do abdome. Seu comprimento varia de 0,51 a 0,60 e 0,30 a 0,36 de largura (PATEL et al., 1992). A ninfa de quarto ínstar se alimenta apenas no início deste estágio, depois cessa a alimentação, quando aparentemente sofre mudanças morfológicas para se transformar em “pupa” (EICHELKRAUT; CARDONA, 1989). O quarto ínstar tem formato oval, com a parte cefálica arredondada e a parte caudal terminada em uma ponta, com nítida divisão do corpo em cabeça, tórax e abdome. O seu comprimento é de 0,54 a 0,85 mm e a largura de 0,36 a 0,60 mm. No início deste estágio, a ninfa é plana e transparente, mas no final é convexa e opaca, com os olhos vermelhos bem visíveis (EICHELKRAUT; CARDONA, 1989).

A distribuição espacial vertical dos imaturos na planta é determinada pela imobilidade das ninfas (exceto para o primeiro ínstar) e pelo hábito de oviposição nas folhas mais jovens da planta hospedeira. Desse modo, as ninfas de terceiro e quarto ínstars localizam-se na região inferior da planta (folhas mais velhas), as de primeiro e segundo ínstars (ninfas mais jovens) juntamente com os ovos na região mediana e os adultos na região superior local onde se encontram as folhas mais jovens (GERLING et al., 1980).

Os adultos emergem através de uma fenda em forma de “T” invertido, localizada na região antero-dorsal do “pupário” (ROSSEL et al., 1996), denominação que, embora consagrada, é imprópria, pois não corresponde ao pupário dos holometábolos (ZUCCHI et al., 1993). A emergência do adulto requer mais calor do que a eclosão das ninfas (ZALOM et al., 1985; VERMA et al., 1990). Em temperaturas abaixo de 17°C, não ocorre à emergência de adultos (HOFFMAN; BYRNE, 1986). O pico de emergência do inseto ocorre no período da manhã, entre 6 e 12 horas (BUTLER JUNIOR; HENNEBERRY; CLAYTON, 1983; BUTLER JUNIOR;

HENNEBERRY; WILSON, 1986; HOFFMAN; BYRNE, 1986). Durante a noite, pouca emergência é observada (AZAB; MEGAHED; EL-MIRSAWI, 1971).

Os adultos se caracterizam por possuírem dois pares de asas membranosas, recobertas por uma substância pulverulenta de cor branca e o corpo revestido por uma cera extra-cuticular, de coloração amarelo-pálida. Seu tamanho varia de 1 a 2 mm de comprimento, sendo as fêmeas maiores que os machos (BYRNE; BELLOWS, 1991; VILLAS BOAS et al., 1997). A fêmea se diferencia do macho pelo formato da genitália externa, que nos machos tem forma de pinça e nas fêmeas, é arredondada (EICHELKRAUT; CARDONA, 1989).

Os insetos adultos deixam seu hábitat original quando ocorre à deterioração do hospedeiro e a direção do vôo é primordialmente indicada pelo vento. Podem voar, arrastados pelo vento, a altitudes elevadas. Movimentos a curta distância ocorrem a menos de 10 cm do solo, nos quais o vôo é realizado principalmente no período da manhã (BYRNE; BELLOWS, 1991; VILLAS BÔAS et al., 1997; HAJI et al., 1998).

A biologia desse inseto varia principalmente de acordo com a planta hospedeira e com a temperatura. O desenvolvimento (ovo-adulto) da mosca-branca *Bemisia tabaci* biótipo B foi estudado em temperaturas constantes de 15, 20, 25, 30 e 35 ± 1°C por Albergaria e Cividanes (2002) usando soja como planta hospedeira. Estes autores em condições de laboratório obtiveram um ciclo biológico de 70,9 e 21,8 dias a 15°C e 30°C, com 64% e 90% de viabilidade, respectivamente, sendo também observado, em campo, a 30,8°C, a maior porcentagem de emergência de adultos. Villas Bôas et al. (2002), avaliando o potencial biótico de *B. tabaci* biótipo B em diferentes plantas hospedeiras a 28°C, 70% UR e fotofase de 14 horas, obtiveram uma duração do período de ovo a adulto de 20,5 dias em plantas de repolho, 21,9 dias em feijão, 25,0 dias em mandioca, 22,4 dias em tomate, 23,8 dias em milho e 26,6 dias em poinsétia.

Na cultura do tomate, sob temperatura de 25°C e 65% de umidade relativa, Salas e Mendoza (1995), trabalhando com *B. tabaci* biótipo B, verificaram que o período de pré-oviposição foi de 1,4 dias, de oviposição 16,7 dias e ciclo de vida de ovo a adulto 22,3 dias. Em áreas tropicais da Venezuela, os períodos médios de desenvolvimento de *B. tabaci* biótipo B, em tomate, foram: ovo - 7,3 dias; ninfa - 15 dias e o ciclo de vida - 22,26 dias, com 10 a 16 gerações por ano, à temperatura de 25°C e 65% de umidade relativa (SALAS, 2001). Nas condições do Submédio do Vale do São Francisco, o ciclo de *B. tabaci* biótipo B foi de 20,49 dias, sob temperatura de 24,74 ± 0,53°C e 75,91 ± 2,55% de umidade relativa, sendo o período médio de incubação dos ovos de

7,42 dias, o primeiro estágio ninfal 1,66 dias, o segundo de 3,58 dias, o terceiro de 3,22 dias e o quarto de 4,61 dias (MOREIRA et al., 1999).

Estes resultados assemelham-se aos obtidos por Mizuno e Villas Bôas (1997), que registraram ciclo de vida de *B. tabaci* biótipo B de 22,9 dias e por Takahashi, Berti Filho e Lourenção (2008) que observaram um tempo de desenvolvimento de ovo-adulto de 22,0 dias e viabilidade dos ovos de 63,9% em tomate cv. Santa Clara, à temperatura de 25°C, 70% de umidade relativa e fotofase de 14 horas. A 28°C, 70% de umidade relativa e fotofase de 14 horas, Villas Bôas (2000) observou um ciclo de ovo-adulto de $22,4 \pm 0,4$ dias em tomate.

De acordo Byrne e Bellows Junior (1991), o número de ovos colocados pelas fêmeas é influenciado pelas condições ambientais e pela planta hospedeira utilizada. Os mesmos autores relatam que uma fêmea pode colocar de 30 a 400 ovos durante seu tempo de vida, com uma produção média de 150 a 160 ovos (BYRNE; BELLOWS JUNIOR, 1991). Resultados observados por Salas e Mendoza (1995) e Villas Bôas (2000) indicam que o número médio de ovos por fêmea de *B. tabaci* biótipo B pode variar de 194,9 a 28,2 durante o seu ciclo de vida em tomateiro, e que por dia o biótipo B pode colocar de 11,7 a 4,1 ovos. Em temperaturas entre 25 e 27°C, a fase de ovo de *B. tabaci* biótipo B dura em torno de 5 a 8 dias, independentemente da planta hospedeira e a fase ninfal dura em torno de 12 a 16 dias, porém varia em função da planta hospedeira (WANG; TSAI, 1996). A viabilidade dos ovos é superior a 90% na faixa de temperatura entre 20 e 30°C, e em temperatura maiores ou menores que essa faixa, há tendência de diminuição da viabilidade (WANG; TSAI, 1996). Em tomate, sob temperatura de 25°C, Mizuno e Villas Bôas (1997) registraram um período médio de incubação de 6,8 dias; para Salas (2001) foi de 7,3 dias e para Moreira et al. (1999) foi de 7,42 dias sob temperatura de $24,74 \pm 0,53$ °C.

A longevidade dos machos de *B. tabaci* é menor do que a das fêmeas (AZAB; MEGAHED; EL-MIRSAWI, 1971; BUTLER JUNIOR; HENNEBERRY; CLAYTON, 1983; HENDI et al., 1985; GERLING et al., 1986; EICHELKRAUT; CARDONA, 1989). No verão, as fêmeas vivem de 1 a 3 semanas e os machos, menos de uma semana; no inverno, os insetos possuem uma longevidade de mais de 2 meses (GERLING et al., 1986). Com relação ao biótipo B em tomate, Tsai e Wang (1996) constataram 21 dias para fêmeas, Salas e Mendoza (1995) registraram 19 dias e Villas Bôas (2000), 6,3 dias.

Para *B. tabaci*, a razão sexual também varia de acordo com a estação do ano, porém o número de fêmeas sempre excede o de machos (AZAB; MEGAHED; EL-MIRSAWI, 1971). HOROWITZ; GERLING (1992) observaram um maior número de fêmeas, no início do verão, e de machos, no final da estação. No Brasil, o pico populacional de *B. tabaci*, em feijoeiro, ocorre de novembro a fevereiro (BOIÇA JÚNIOR et al., 1991; PAIVA; GOULART, 1991; TOMASO, 1993). Nesse período, o aumento da temperatura acelera a velocidade de desenvolvimento e, conseqüentemente, ocorre um aumento do número de gerações (MAGALHÃES; CARVALHO, 1988).

2.1.3 O biótipo B de *B. tabaci*

Nas três últimas décadas, *Bemisia tabaci* passou de praga secundária à primária, causando grande impacto sócio-econômico, causando tanto danos diretos como indiretos, atuando como vetor, especialmente de fitoviroses.

Para entender tais mudanças, foram estudados os aspectos inter e intra-específicos das populações de *B. tabaci*. Os resultados obtidos revelaram que havia populações apresentando grande variabilidade genotípica e fenotípica, originando, então, o complexo de raças (=biótipo) de *B. tabaci* (BROWN; FROHLICH; ROSSEL, 1995; MARKHAM et al., 1996; PERRING, 2001; SIMON et al., 2003; DELATTE et al., 2005).

Mundialmente, desde seu primeiro relato, em 1889, e até recentemente, *B. tabaci* era considerada praga de expressão secundária. A grande variabilidade de raças (=biótipo) de *B. tabaci* e as mudanças nos sistemas agrícolas de produção contribuíram para que esta espécie se transformasse em uma das principais pragas de expressão primária na Europa, Ásia, África, Américas e Oceania.

Surtos populacionais de *B. tabaci* surgiram no final da década de 1980 nos EUA, causando grande impacto econômico. Investigações foram realizadas utilizando-se padrões de esterase e dois biótipos foram então descritos, o A, coletado em populações de campo e o B em populações de casa de vegetação (BROWN; FROHLICH; ROSSEL, 1995). Mudanças no comportamento das duas populações indicaram maior agressividade do biótipo B sobre o A (BROWN et al., 1992). Em 1988/89, o biótipo B foi registrado na Califórnia, Arizona, Flórida e no Texas,

deslocando o biótipo A para o sudoeste dos EUA em 1991 (BROWN; FROHLICH; ROSSEL, 1995).

O transporte inadvertido de plantas ornamentais infestadas por *B. tabaci* biótipo B iniciado nos anos 1985-1986 é considerado a causa do estabelecimento desta praga na Europa, Costa do Mediterrâneo, África, Ásia e todo Novo Mundo (BROWN; FROHLICH; ROSSEL, 1995).

No Brasil, *B. tabaci* é conhecida desde 1923 e, no entanto, só foi relatada causando dano cerca de 50 anos depois (COSTA; COSTA; SAUER, 1973). O primeiro surto em terras brasileiras foi registrado em 1968, nos municípios de Monte Castelo e Santa Isabel, no norte do Paraná, em plantas cultivadas de algodão, feijão e soja. Em 1972-1973, a mosca-branca *B. tabaci* foi encontrada na região de Ourinhos (SP) em plantas de algodão e soja (COSTA; COSTA; SAUER, 1973).

Daquela constatação até o final da década de 1980 não se observaram novas infestações dessa praga dignas de registro, contudo, a partir dos anos, 90 *B. tabaci* ressurgiu no Brasil (MELO, 1992; LIMA et al., 1992, LOURENÇÃO; NAGAI, 1994; HAJI et al., 1996; FRANÇA et al., 1996).

Em 1992, altas populações de *B. tabaci* foram relatadas na região de Campinas (SP), ocorrendo sobre tomate (*Solanum lycopersicon*), detectando-se inclusive o amadurecimento irregular dos frutos (MELO, 1992). As características descritas levaram à suspeita de que o biótipo B de *B. tabaci*, até então ocorrendo em outros países das Américas, havia entrado no país. No mesmo ano, Lourenção e Nagai (1994) também observaram este biótipo no estado de São Paulo em culturas de tomate, plantas invasoras (*Sida rhombifolia*, *Ipomoea acuminata*, *Sonchus oleraceus* e *Solanum viarum*) e plantas ornamentais (*Cucumis* spp., *Brassica* spp., *S. melongena* e *G. hirsutum*). Em maio de 1992, em casas de vegetação no município de Holambra (SP), Lima et al. (1992) observaram moscas-brancas causando altas infestações sobre *Chrysanthemum* spp. (cultivares Polaris Branco, Rupin, Towt Talk, Super White e Dark Flamingo). Estas infestações atingiam todas as fases de crescimento da planta hospedeira, fato até então não registrado no Brasil. Foi também constatada a presença de um viróide nas folhas das plantas, conforme relatado por Marinho e Fonseca (1992).

No ano seguinte, foi verificada a presença de *B. tabaci* biótipo B no Distrito Federal (FRANÇA et al., 1996) e foi documentada sua presença do Brasil até a América Central (COSTA

et al., 1993; BROWN, 1994). Nos últimos anos, sua dispersão atingiu 24 estados da Federação e o Distrito Federal (OLIVEIRA; FARIA, 2000). Uma hipótese sugerida para a dispersão do biótipo B de *B. tabaci* para várias regiões do Brasil é a distribuição de plantas ornamentais pelo transporte rodoviário de flores.

Acredita-se que o biótipo A seja originário do velho Mundo e o B do Novo Mundo, enquanto que os demais biótipos do complexo *B. tabaci* sejam da Índia e Sudão (DROST; Van LENTEREN; Van ROERMUND, 1998). Segundo Bellows Junior et al. (1994), o biótipo B de *B. tabaci* se diferencia no quarto ínstar ninfal pela ausência de uma seta submarginal disposta anteriormente na região dorsal, que se encontra em ninfas de *B. tabaci* biótipo A. No biótipo B, as projeções cerosas marginais das dobras traqueais torácicas posteriores são estreitas, caracterizadas por filamentos cerosos curtos e frágeis, ao passo que em *B. tabaci* biótipo A essas projeções são mais largas e robustas (BELLOWS JUNIOR et al., 1994). Há também um diferente padrão isoenzimático na banda esterase, sugerindo diferenças genéticas entre os dois biótipos (COSTA; BROWN, 1991; COHEN; DUFFUS; LIU, 1992; PERRING et al., 1992).

B. tabaci biótipo B possui maior capacidade de dispersão em relação ao biótipo A (BEDFORD et al., 1994). O sucesso da dispersão do biótipo B deve-se à sua habilidade de se adaptar a novas plantas hospedeiras e a condições climáticas diversas (VILLAS BÔAS et al., 1997), sendo mais tolerante ao frio (COSTA; BROWN, 1991) e, assim, os indivíduos que sobrevivem às condições de invernos rigorosos nas regiões temperadas vêm se adaptando a novos hospedeiros (BROWN, 1994) e, conseqüentemente, a novas regiões. O biótipo B apresenta maiores taxas de oviposição quando comparado com outros biótipos, sendo que, em relação ao biótipo A, a taxa de reprodução é aproximadamente 30% maior (BETHKE; PAINE; NUESSELY, 1991; COSTA; BROWN, 1991) e também predomina sobre outras espécies de mosca-branca em razão da maior taxa de oviposição (LOURENÇÃO et al., 2001).

B. tabaci é um inseto pólifago, tendo como fonte de alimento mais de 500 espécies de plantas herbáceas silvestres ou cultivadas distribuídas em 74 famílias (BROWN; BIRD, 1992). Como o biótipo B de *B. tabaci* tem um maior potencial de adaptação a diferentes hospedeiros (VILLAS BÔAS et al., 1997) e apresenta menor mortalidade em novos hospedeiros (BEDFORD et al. 1994), acredita-se que o número de plantas hospedeiras possa chegar a 700 espécies (OLIVEIRA, 2001),

Entre os hospedeiros preferenciais desse biótipo, destacam-se plantas como feijão, feijão-de-vagem, soja, algodão, abobrinha, chuchu, pepino, quiabo, alface, brócolis, couve-flor, repolho, tomate, jiló, berinjela, pimenta, pimentão, batata, melancia, melão, uva, citros, fumo, rosa, crisântemo e a ornamental do gênero *Poinsetia* (VILLAS BÔAS et al., 1997). É encontrado também em milho e plantas daninhas como picão (*Bidens pilosa* L.), joá-de-capote (*Nicandra physaloides* (L.) Pers.), amendoim-bravo (*Euphorbia heterophylla* L.) e datura (*Datura stramonium* L.) (VILLAS BÔAS et al., 1997). Estudando a preferência para oviposição em 12 espécies de plantas, Villas Bôas et al. (2001) observaram que mesmo em milho e mandioca, que são hospedeiros não preferidos, o biótipo B efetua posturas, ocorrendo, porém, elevada mortalidade nos estádios pré-imaginais.

As ninfas e adultos da mosca-branca introduzem os estiletos bucais nos vasos floemáticos, de onde sugam a seiva, ao mesmo tempo em que injetam saliva nos tecidos. Durante a alimentação, são retirados nutrientes das plantas, o que pode retardar ou reduzir o crescimento e provocar desfolha, diminuição na produtividade e, em alguns casos, a morte da planta (FLINT, 1995; VILLAS BÔAS et al., 1997; NORMAN JUNIOR et al., 1996), especialmente quando há alta densidade populacional da praga, fato cada vez mais comum após a introdução do biótipo B no país, que vem atingindo altos níveis populacionais em um curto espaço de tempo.

O biótipo B se alimenta mais e grande parte do alimento ingerido pelo inseto é excretado como um líquido açucarado denominado *honeydew*, produzindo quatro a cinco vezes mais *honeydew* que o biótipo A (COSTA; BROWN, 1991). Esta excreção açucarada favorece o crescimento de fumagina, um fungo de micélio escuro pertencente ao gênero *Capnodium* que interfere no processo de fotossíntese das folhas, podendo ainda afetar a qualidade da produção quando incide sobre os frutos (SALAS; MENDONZA, 1995), deixando os produtos inadequados para comercialização pela depreciação estética (FLINT, 1995; VILLAS BÔAS et al., 1997; NORMAN JUNIOR et al., 1996) e, no caso específico do algodão, com fios pegajosos que desgastam as máquinas nas indústrias têxteis (ELLSWORTH et al., 1999).

Esta praga provoca perdas devido ao dano direto, em virtude da sucção de seiva durante a alimentação, além da introdução de substâncias tóxicas às plantas, resultando em anomalias fisiológicas (COSTA; BROWN, 1991; BYRNE; BELLOWS, 1991; BROWN; FROHLICH; ROSSEL, 1995; PERRING, 2001). Populações do biótipo A não estão relacionadas à incidência de anomalias fisiológicas, diferentemente do biótipo B que causa o prateamento das folhas em

Cucurbita spp. (SEGARRA CARMONA et al., 1990; YOKOMI et al., 1990; COSTA; BROWN, 1991; COSTA et al., 1993; JIMÉNEZ et al., 1995), listras brancas no caule de cucurbitáceas (BROWN; COSTA; LAEMMLEN, 1991), embranquecimento do caule em *Brassica* spp., clareamento dos vasos em folhas de poinsettia (BROWN et al., 1995) e outros sintomas que incluem o clareamento do caule, pintas cloróticas, amarelecimento, queda e anormalidades de estruturas frutíferas (NORMAN JUNIOR et al., 1996). A alimentação de 5 a 10 ninfas do biótipo B é suficiente para induzir desordens fitotóxicas em várias espécies de plantas (BROWN et al., 1995).

No tomate, *B. tabaci* biótipo B causa crescimento irregular dos frutos do tomateiro, o que dificulta o reconhecimento do ponto de colheita dos mesmos e reduz a produção e a qualidade da pasta do tomate; internamente os frutos ficam esbranquiçados, com aspecto esponjoso ou "isoporizados". Em casos de altas densidades populacionais, pode ocorrer murcha, queda de folhas e perda de frutos, com perdas de até 50% na produção de tomate (VILLAS BÔAS et al., 1997).

B. tabaci também é o mais reconhecido e importante vetor de viroses de plantas (HARRISON, 1985), sendo vetor de 111 viroses de plantas conhecidas, como espécies do gênero *Begomovirus* (*Geminiviridae*), *Crinivirus* (*Closteroviridae*), *Carlavirus* e *Ipomovirus* (*Potyviridae*). Além disso, é vetor de muitas outras viroses de gêneros ainda não identificados (JONES, 2003).

O biótipo B possui maior capacidade de transmissão de vírus (COSTA; BROWN, 1991), que atingem diversas culturas, no entanto, as geminiviroses que infectam tomate, feijão e mandioca são citadas como as mais distribuídas e importantes em todo o mundo (OLIVEIRA et al., 2001). Populações do biótipo A possuem limitada capacidade de alimentação e oviposição em plantas de tomateiro, o que diminui a probabilidade de transmissão de begomovírus para essa planta (BEDFORD et al., 1994). Já o biótipo B é altamente adaptado para alimentação e oviposição em plantas de tomateiro (SCHUSTER et al., 1990), facilitando a transmissão de begomovírus a partir de outras plantas infectadas nas quais ele também se alimenta.

Sintomas generalizados de geminivirus em plantas de tomate já foram observados nos estados de Minas Gerais, São Paulo, Goiás, Espírito Santo, Rio de Janeiro, Ceará, Bahia e Pernambuco (Submédio São Francisco) e no Distrito Federal. Em geral, os sintomas se manifestam como clorose das nervuras a partir da base da folha, seguido de mosaico amarelo,

rugosidade e até mesmo enrolamento das folhas. Quando a infecção é precoce, as perdas são totais e o controle muito difícil devido à alta população de mosca-branca presente no campo. A transmissão do vírus pelo inseto é do tipo persistente ou circulativa, isto é, uma vez adquirido o vírus, a mosca-branca passa a transmiti-lo por toda a sua vida. Estes ataques podem causar perdas de 40 a 70% na cultura do tomateiro.

Em outras regiões do mundo, ela se tornou o mais importante vetor de fitovirose, sendo, até então, a única espécie registrada como transmissora de geminivírus (DUFFUS, 1987; GERLING; BELLOWS, 2001). Entretanto, Hidayat e Rahmayani (2007) constataram que uma espécie de begomovírus pode ser transmitida por mais de uma espécie de aleirodídeo, em estudo realizado na Indonésia. Os autores estudaram a relação entre o *Tomato leaf curl virus* (TLCV) e as espécies de aleirodídeos *B. tabaci* e *Trialeurodes vaporariorum*. Ambas foram capazes de transmitir o vírus para tomateiro e pimentão, embora *B. tabaci* tenha sido mais eficiente. Um único inseto de *B. tabaci* foi capaz de transmitir o vírus com períodos mínimos de acesso à aquisição e transmissão de 10 h. Para a transmissão do TLCV por *T. vaporariorum* foram necessários pelo menos 10 insetos por planta e períodos de acesso à aquisição e inoculação de 24 h.

Características comuns encontradas em praticamente todas as regiões, nas quais houve ataque intenso de populações do biótipo B, foram: práticas agrícolas intensivas com sobreposição de estações de cultivo, clima árido e quente, associados a uma espécie com grande potencial biótico de adaptação a inúmeros ambientes, plantas hospedeiras adequadas e ambientes apresentando grande estresse provocado por agrotóxicos (TOSCANO et al., 1998; GERLING, 2002).

Atualmente, populações cosmopolitas como as do biótipo B estão presentes em praticamente todas as regiões do mundo, já que o tratamento à base de diferentes inseticidas selecionou novas características da praga, que, cada vez mais, apresenta maiores níveis de resistência a inseticidas (EL-KADY; DENHOLM; DEVINE et al., 2002 e BYRNE et al., 2003). Populações resistentes de mosca-branca *B. tabaci* têm sido selecionadas com relação aos pesticidas convencionais, tais como, organofosforados, piretróides, carbamatos, ciclodienos, neonicotinóides e reguladores de crescimento de insetos (PERRY, 1985; PRABHAKER et al., 1985, 1992; AHMAD; ELHAG; BASHIR, 1987; ABDELDAFFIE; ELHAG; BASHIR, 1987; DITTRICH et al., 1990; OMER et al., 1993; CAHILL et al., 1996a, b; ELBERT; NAUEN, 2000;

AHMAD et al., 2002; DENNEHY et al., 2005). Morin et al. (2002) mostraram que no biótipo B a resistência está associada com a mutação L925I (substituição de uma leucina por uma isoleucina na posição 925) no *para*-tipo no canal de voltagem de sódio.

Segundo Brown et al. (1995), a resistência aos inseticidas organofosforados surgiu antes de 1985, tanto no Velho quanto no Novo Mundo. O processo de resistência é o principal responsável pelo constante aumento do emprego de inseticidas. Esse problema tem causado, em inúmeras ocasiões, o abandono de culturas em diversas regiões agrícolas devido ao aumento exponencial dos custos do controle químico (COVARRUBIAS, 1998).

No nordeste brasileiro, especificamente no Submédio do Vale do São Francisco, considerado durante vários anos, como maior produtor de tomate industrial do país, a área cultivada foi bastante reduzida, ficando restrita, no ano de 2001, a apenas 1.350 ha. A redução da área cultivada e a desestabilização da tomaticultura nessa região, cujo parque industrial foi deslocado para outras regiões, podem ser atribuídas, entre outros fatores, à política de incentivos para o desenvolvimento da fruticultura irrigada no nordeste e à ocorrência de *B. tabaci* biótipo B (HAJI et al., 2004).

Como as demais lavouras plantadas em larga escala, o tomateiro é atacado por um grande número de patógenos e artrópodes-praga, desde a germinação até a colheita. Os estresses bióticos são de tal magnitude que o tomateiro ocupa a pouco confortável posição de hortaliça líder no emprego de agrotóxicos. O atual sistema onera o custo de produção, favorece a seleção de pragas e patógenos resistentes aos produtos utilizados e a eliminação de insetos benéficos, causa impacto negativo no ambiente e coloca em risco a saúde de produtores e consumidores, seja pela contaminação durante a aplicação dos agrotóxicos na lavoura, seja pela intoxicação decorrente do consumo de tomates contaminados com resíduos (VILLAS BÔAS et al., 2007).

Desta forma, alternativas que estejam inseridas dentro do contexto do Manejo Integrado de Pragas (MIP) precisam ser implementadas. Neste cenário os estudos com inseticidas botânicos estão sendo intensificados visando à aplicação de extratos vegetais no campo ou identificação de substâncias ativas para o manejo de pragas atendendo as premissas básicas: ação rápida, degradação rápida, baixa toxicidade a mamíferos e seletividade a inimigos naturais.

2.2 Extratos vegetais

2.2.1 Histórico da utilização de espécies vegetais com propriedades inseticidas

Os primeiros inseticidas botânicos utilizados no controle de pragas foram a nicotina, extraída do fumo *Nicotiana tabacum* (Solanaceae), a rianodina extraída de *Ryania speciosa* (Flacourtiaceae), a sabadila oriunda de *Schoenocalum* (= *Veratrum*) *officinale* (Liliaceae), a piretrina, proveniente de *Chrysanthemum cinerariaefolium* (Asteraceae) e a rotenona extraída de *Derris* spp. e *Lonchocarpus* spp. (Fabaceae) (LAGUNES; RODRÍGUEZ, 1989; GALLO et al., 2002).

A nicotina é um alcalóide simples extraído de *Nicotiana* spp., especialmente do fumo *Nicotiana tabacum* (Solanaceae), que atua no sistema nervoso do inseto, competindo com a acetilcolina por ligar-se aos receptores desta nas sinapses dos axônios (REIGART; ROBERTS, 1999). *Ryania speciosa* (Flacourtiaceae), junto a outras espécies do mesmo gênero, foi um dos poucos exemplos de sucesso comercial de inseticida natural encontrado a partir da triagem de extratos vegetais (CROSBY, 1971). Além das espécies *R. speciosa* e *Ryania tomentosa*, outras como *Ryania acuminata*, *Ryania sagotiana* e *Ryania subtiflora*, dispersas ao norte da América do Sul e Bacia Amazônica, também são usados para fins inseticidas (VIEIRA; MAFEZOLI; BIAVATTI, 2007). Possui o maior efeito residual entre os inseticidas botânicos comercializados atualmente, apresentando atividade após duas semanas depois da aplicação e também possui largo espectro de ação (COX, 2002). A sabadila é uma fonte de alcalóides veratrínicos, sendo verificada a ocorrência dessa classe de substâncias em diversos gêneros da família Liliaceae, como *Veratrum* (= *Schoenocaulon*) e *Zigadenus* (Liliaceae) (CROSBY, 1971). O piretro também conhecido como pó da Pérsia é usado na região do Cáucaso e norte do Irã desde o século XVII, originalmente extraído de várias espécies do gênero *Chrysanthemum* (Asteraceae) sua utilização foi impulsionada por causa da baixa toxicidade das piretrinas aos mamíferos (BOYCE, 1974), contudo são sujeitas à fotodecomposição, limitando sua utilização em campo, sendo recomendado para o controle de pragas em residências. A partir das piretrinas naturais, surgiram em 1965 os piretróides (deltametrina, cipermetrina entre outros), inseticidas sintéticos de uso agrícola, veterinário e domissanitário, com maior poder residual e menos sujeitos à fotodecomposição (GALLO et al., 2002). Os rotenóides, incluindo a rotenona como principal

substância inseticida, foram usados pela primeira vez em 1848 na Malásia. A rotenona ocorre principalmente em leguminosas, no gênero *Derris* e nos gêneros *Lonchocarpus*, *Tephrosia* e *Mundulea* encontrados na África e América do Sul (BOYCE, 1974; FUKAMI; NAKAJIMA, 1971). O estudo químico da rotenona, princípio ativo de *Lonchocarpus nicou*, foi iniciado em 1892, sendo isolada, em 1912, de outra leguminosa, *Derris chinensis* (FUKAMI; NAKAJIMA, 1971).

Na década de 50, Maranhão (1954) relacionou cerca de 2.000 plantas inseticidas (distribuídas em 170 famílias) com atividade tóxica para diversos insetos. De acordo com esse autor, os inseticidas comerciais de origem vegetal eram obtidos, principalmente de cinco famílias botânicas: Solanaceae, Compositae, Leguminosae, Chenopodiaceae e Liliaceae, das quais se extraíam, respectivamente, a nicotina, piretro, timbó, heléboro e anabasina.

Posteriormente, Grainge e Ahmed (1988) catalogaram 2.400 espécies de plantas com propriedades úteis no controle de insetos, além de listarem cerca de 800 pragas controladas por essas plantas e, ainda, 100 plantas com outras substâncias químicas reportadas no controle de doenças e nematóides parasitas do homem e de animais. Segundo Jacobson (1989), as plantas inseticidas mais promissoras são encontradas nas famílias Meliaceae, Rutaceae, Asteraceae, Annonaceae, Labiatae e Canellaceae. Entre estas, Meliaceae é o principal alvo de estudos visando o controle de insetos, devido ao isolamento do limonóide azadiractina em plantas de nim (*Azadirachta indica* A. Juss) (BUTTERWORTH; MORGAN, 1968).

Durante os primeiros 50 anos do século XX predominaram, para o controle de pragas agrícolas, os produtos inseticidas naturais de origem orgânica e inorgânica (MARICONI, 1963; VIEIRA; FERNANDES; ANDREI, 2001). Os inorgânicos mais utilizados foram os arseniados de cálcio e chumbo (verde paris), enxofre em pó, vários sulfatos, cal, fluorsilicato de bário, aminosselenossulfito de potássio (criolite) e óleos minerais. Destes, os arseniados mostravam-se extremamente tóxicos ao homem, animais superiores e ambiente (VIEIRA; FERNANDES; ANDREI, 2001).

A partir da II Guerra Mundial foram descobertos o DDT e seus análogos, seguindo-se a síntese de outros grupos de inseticidas organossintéticos, como os carbamatos, cuja síntese foi realizada com base nos compostos secundários da planta inseticida *Physostigma venenosum* (Fabaceae), em especial em seu aleloquímico, fisostigmina (RODRIGUEZ, 1995; VENDRAMIM, 1997). Concomitantemente, ocorreu a substituição por completo da utilização

dos produtos naturais, provocando um otimismo exagerado na agricultura da época em que o objetivo único era eliminar completamente os insetos-pragas, amparados pelo baixo custo desses inseticidas e seu amplo espectro de ação. Essa utilização (principalmente de 1940 a 1960) gerou uma série de malefícios, como a resistência de insetos e ácaros a agroquímicos; aparecimento de novas pragas, antes tidas como secundárias; ressurgência de pragas; desequilíbrios biológicos e efeitos prejudiciais ao homem, polinizadores, inimigos naturais, peixes e outros organismos, além de resíduos nos alimentos, água e solo (PARRA et al., 2002).

Segundo Kogan (1998), essa época foi considerada o “período negro” do controle de pragas. A partir da década de 60, a proteção ao meio ambiente começou a preocupar cientistas, usuários e consumidores (CAMPANHOLA, 1990), culminando com a publicação do livro *Silent Spring* (Primavera Silenciosa) de Raquel Carson em 1962, chamando atenção para os problemas advindos do uso inadequado de produtos químicos.

O resultado desse alerta refletiu-se nas décadas seguintes, quando novos produtos passaram a ser planejados e sintetizados. Hoje, após a fase de *screening*, muitos produtos com excelente perfil agrônômico, isto é, seletivos, específicos e eficazes, são descartados em função de toxicologia e de sua persistência no meio ambiente.

As pesquisas com inseticidas botânicos ressurgiram e passaram a adquirir grande importância nas últimas décadas (VIEGAS JÚNIOR, 2002). Vieira, Mafezoli e Biavatti (2007) relataram ainda que um dos principais incentivos à busca de novos inseticidas de origem vegetal tem sido a percepção da opinião pública de que inerentemente, os produtos naturais são mais seguros que os sintéticos. Por outro lado a diminuição na diversidade de moléculas sintéticas com atividade inseticida e o incremento nos custos de produção das mesmas, também têm estimulado os estudos com inseticidas vegetais (VENDRAMIM; CASTIGLIONI, 2000).

Entre as plantas inseticidas, o nim (*A. indica*) é um dos maiores responsáveis pelo grande interesse atual na busca de novas plantas e de novos compostos inseticidas (BOGORNÍ, 2003). Isto deve ao fato de a azadiractina (principal princípio ativo) apresentar atividade comparável a de alguns inseticidas sintéticos (KLOCKE, 1987).

2.2.2 Caracterização da família Meliaceae e sua utilização no manejo de pragas

A família Meliaceae, pertencente à ordem Rutales, apresenta 51 gêneros e 550 espécies distribuídas principalmente na região Neotropical, cujas tribos e gêneros encontram-se na Tabela 1. Mais de 50% das espécies encontram-se agrupadas em apenas 5 gêneros: *Aglaia* (100 espécies), *Trichilia* (66), *Turraea* (65), *Dysoxylum* (61) e *Guarea* (35) (JUDD et al., 1999).

Tabela 1 - Classificação taxonômica da família Meliaceae

Sub-famílias	Tribos	Gêneros
Swietenioideae	Cedreleae	<i>Cedrela, Toona</i>
	Swietenieae	<i>Khaya, Neobeguea, Soymida, Chukrasia, Entandrophragma, Pseudocedrela, Looia, Schmardaia, Swietenia</i>
	Xylocarpeae	<i>Carapa, Xilocarpus</i>
Melioidae	Turraeae	<i>Munronia, Naregamia, Turraea, Nymania, Humbertioturraea, Calodecaryia</i>
	Melieae	<i>Melia, Azadirachta</i>
	Vavaeae	<i>Vavaea</i>
	Trichilieae	<i>Trichilia, Walsura, Pseudobersama, Pterorhachis, Cipadessa, Ekerbegia, Lepidotrichilia, Owenia, Malleastrum, Astrotrichilia</i>
	Aglaieae	<i>Aglaia, Lansium, Aphanamixis, Reinwardtiodendron, Sphaerosacme</i>
	Guareeae	<i>Heckeldora, Cabralea, Ruagea, Turreanthus, Guarea, Chisocheton, Megaphyllaea, Synoum, Anthocarapa, Pseudocarapa, Dysoxylum</i>
Quivisianthoideae	Sandoriceae	<i>Sandoricum, Quivisianthe</i>
Cuparonianthoideae		<i>Cuparonianthus</i>

Fonte: Pennington e Styles (1975)

Os gêneros nativos do Brasil são *Cedrela*, *Cabralea*, *Swietenia*, *Carapa*, *Guarea* e *Trichilia*, sendo os três primeiros exclusivamente americanos (PENNINGTON; STYLES, 1975).

A madeira de muitas espécies desta família está entre as mais procuradas do mundo devido ao seu grande valor comercial, principalmente para a indústria moveleira (BANERJI; NIGAN, 1984; MUELLNER et al., 2003), além da possível utilização na arborização urbana.

Além disto, elas se destacam pela bioatividade de vários de seus metabólitos secundários, principalmente os limonóides (BRAY et al., 1990; CHAMPAGNE et al., 1992). Os limonóides são, provavelmente, os maiores representantes da classe dos terpenos com atividade inseticida. São conhecidos como meliacinas, devido ao seu sabor amargo e suas principais fontes são espécies das famílias Meliaceae, Rutaceae e Cneoraceae (LUO; MA; WU, 1999).

Quimicamente, a família Meliaceae é conhecida pela ocorrência de limonóides, considerados marcadores taxonômicos e a química destes iniciou-se em 1960 com o isolamento da gedunina de *Entandrophragma angolense* e desde então outros limonóides vêm sendo isolados de espécies de Meliaceae. Esta família vem sendo cada vez mais estudada não só pelo interesse químico, como também pelas várias atividades biológicas tais como, citotóxica, antifúngica, antibacteriana, antiviral e, principalmente, inseticida (azadiractina, isolada de *A. indica*, é conhecida por apresentar atividade sobre mais de 400 espécies de insetos) (BRAY et al., 1990; CHAMPAGNE et al., 1992; MARTINEZ, 2002; ROCHA, 2004). A azadiractina interfere no funcionamento das glândulas endócrinas que controlam a metamorfose em insetos, impedindo a ocorrência da ecdise (REMBOLD, 1989). Apresenta atividade fago-inibidora, que constitui uma das atividades mais relevantes relatadas para as plantas da família Meliaceae (LEE et al., 1991). Existem alguns inseticidas atualmente disponíveis no mercado que contém azadiractina como componente principal (VIEGAS JÚNIOR, 2003).

2.2.2.1 *Azadirachta indica*

A família botânica Meliaceae é atualmente muito investigada por possuir muitas espécies que são fontes de princípios ativos com propriedades inseticidas e diferentes modos de ação em relação a muitas espécies de insetos (RODRÍGUEZ, 1995); entre estas, destaca-se *A. indica*, conhecida popularmente como nim (KOUL et al., 1990).

Acredita-se que o nim seja originário de Burma, um país do sudeste asiático cujo ponto central está a 22°N e 96°E. Outros atribuem sua origem às áreas áridas da Índia, Paquistão, Sri Lanka, Malásia, Indonésia, Tailândia e Burma (SAXENA, 1999). Atualmente, essa espécie está distribuída também nas áreas tropicais e subtropicais da África, Américas e Austrália (SCHMUTTERER, 1990), onde ocorre em áreas naturais e áreas plantadas (Figura 1).

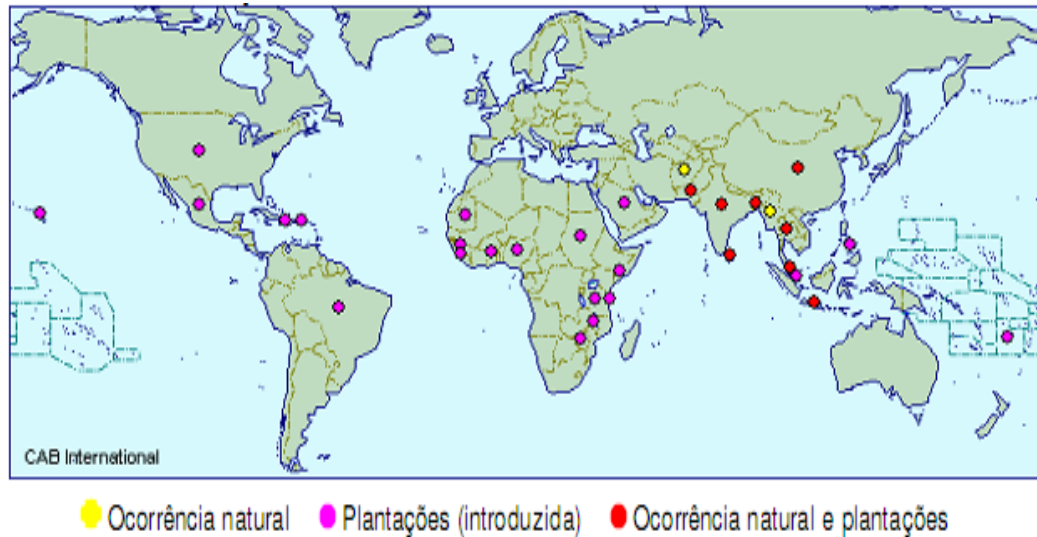


Figura 1 - Distribuição das áreas naturais e plantadas com nim no mundo

Fonte: CAB International (2004) citado por Bittencourt (2006)

Os derivados dessa planta têm sido usados tradicionalmente por agricultores, na Ásia e África, contra insetos nocivos a plantas cultivadas. Na Índia, essa planta é utilizada, numa prática antiga e corrente nesse país, em culturas de subsistência, situação em que as folhas secas são misturadas com grãos armazenados ou seus frutos são esmagados nas paredes dos armazéns, para evitar danos provocados por insetos. Possui alta atividade inseticida, apresentando diversos modos de ação sobre os insetos, tais como: inibição alimentar, inibição da síntese do ecdisônio, inibição da biossíntese da quitina, deformações em pupas e adultos, redução da fecundidade e longevidade de adultos, alterações na capacidade de atração dos feromônios, esterilização e inibição de oviposição, redução da eficiência de transmissão de vírus e mortalidade (SCHMUTTERER, 1988; KOUL et al., 1990; MORDUE (LUNTZ); BACKELL, 1993; RODRÍGUEZ, 1995, MARTINEZ, 2002).

A. indica tem sido muito estudada quanto às suas propriedades e quanto ao seu potencial como inseticida natural, e seus extratos têm se revelado tão potentes quanto os inseticidas comerciais (SCHMUTTERER, 1990; ROEL et al., 2000, MARTINEZ, 2002). A ampla atividade biológica dessa planta tem incentivado a produção de inseticidas naturais, bem como a busca de novas substâncias com atividade inseticida (RODRÍGUEZ; VENDRAMIM, 1997).

Nas décadas de 1980 e 1990, o uso do nim foi discutido com bastante entusiasmo em várias conferências internacionais, e alguns livros dedicados ao nim e inseticidas à base de nim foram publicados (JACOBSON, 1989; NATIONAL RESEARCH COUNCIL, 1992; SCHMUTTERER, 2002). Infelizmente, este entusiasmo vem com o uso do nim tem diminuído rapidamente. Em parte, isso se deve ao custo relativamente alto da sua produção (ISMAN, 2004) e à ação relativamente lenta em insetos-praga. No entanto, vários inseticidas à base de azadiractina são vendidos nos EUA e pelo menos duas formulações à base dessa molécula na União Européia. Na Califórnia, inseticidas à base de azadiractina constituem cerca de um terço dos inseticidas botânicos usados na agricultura em 2003 (ISMAN, 2006). Há grande variedade de produtos botânicos comerciais oferecidos atualmente no mercado objetivando principalmente o controle de pragas domésticas ou de jardins. Considerando os produtos botânicos, apenas os produtos derivados de nim são usados em lavouras comerciais nos EUA, Europa, Austrália e Ásia (MOREIRA et al., 2007).

No Brasil, apenas o produto Azamax[®] consta no banco de dados de agrotóxicos e afins registrados no Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. O produto tem como ingrediente ativo a azadiractina, grupo químico tetranortriterpenóide, com registro para controle do minador-dos-citros (*Phyllocnistis citrella*), atuando como repelente e inibidor de alimentação e de crescimento do inseto (BRASIL, 2009). O produto deve ser diluído em água (100 ml do produto / 100 litros de água) e pulverizado na cultura de citros logo no início da brotação quando 50% das plantas estiverem brotando, sendo dirigido a lagartas do primeiro e segundo ínstares. A quantidade da calda indicada é de 1.000 a 2.000 L/ha, variando em função do porte e do grau de enfolhamento das plantas, devendo proporcionar um bom molhamento das mesmas com tamanho de gotas entre 100 e 200 micra e densidade em torno de 60 gotas/cm² (BRASIL, 2009). Devido às características peculiares da azadiractina e de acordo o banco de dados de agrotóxicos e afins registrados no Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento (BRASIL, 2009), não há

necessidade de estabelecimento de intervalo de segurança e limite residual para o produto, sendo que no registro também não é indicado o intervalo de aplicação.

Os insetos diferem em sua resposta à azadiractina de acordo com a ordem (Tabela 2). Os lepidópteros são bastante sensíveis à azadiractina, apresentando efetiva inibição de alimentação com $DL_{50} < 1-50$ ppm, dependendo da espécie. Coleoptera, Hemiptera e Hymenoptera são menos sensíveis à referida molécula, só alcançando 100% de inibição de alimentação com DL_{50} de 100-600 ppm, embora existam algumas espécies de afídeos que também mostrem sensibilidade (MORDUE (LUNTZ); NISBET, 2000). A ordem Orthoptera mostra uma enorme variação na sensibilidade à azadiractina incluindo desde *Schistocerca gregaria* (uma espécie polífaga que tem quimiorreceptores especializados a vários compostos secundários de plantas), *Locusta migratoria* (uma espécie que se alimenta de gramíneas e não tem quimiorreceptores especializados à deterrência alimentar), a *Melanoplus sanguinipes* que é extremamente insensível, não apresentando quimiorreceptores sensíveis à azadiractina (SCHUMUTTERER, 1985).

Tabela 2 - DL_{50} (dose que causa 50% de inibição da alimentação) de azadiractina para diferentes ordens de insetos

Ordens	DL_{50} (ppm)
Lepidoptera	<0,001 - 50
Coleoptera	100 - 500
Hemiptera	100 - 500
Hymenoptera	100 - 500
Orthoptera	0,001 - >1000

Fonte: (Mordue (Luntz) e Nisbet, 2000)

Trindade et al. (2000) estudaram o efeito tóxico do extrato metanólico da amêndoa de sementes de nim sobre a mortalidade de ovos e lagartas de *Tuta absoluta*. Para constatação do efeito ovicida, ovos com 24 horas da oviposição foram pulverizados com o extrato nas concentrações 1000; 500; 250; 125 e 62,5 mg L⁻¹, sendo que o extrato não afetou a viabilidade dos ovos, embora os valores tenham variado de 51,7% a 80,6%. Para verificar o efeito inseticida sobre lagartas recém-eclodidas foram testadas as concentrações de 2000; 4000; 6000 e 8000 mg

L-1 e observou-se que, quatro dias após a aplicação dos extratos, ocorreram mortalidades de 82, 68, 94,7 e 100%, respectivamente, sendo que, ao sexto dia, todas as concentrações tinham causado 100% de mortalidade da fase larval.

Prates, Viana e Waquil (2003), testando extratos de folhas de nim nas concentrações de 10; 3,6; 1,75 e 0,5 mg ml⁻¹, incorporado na dieta, em comparação ao inseticida chlorpirifos (2 mg ml⁻¹), em relação a lagartas de *Spodoptera frugiperda*, verificaram que as duas primeiras concentrações do extrato não diferiram do inseticida, apresentando eficiência de 100%. No entanto, em doses abaixo de 0,5 mg ml⁻¹, não se detectou mortalidade das larvas.

Com o objetivo de avaliar o efeito inseticida do extrato de sementes de nim sobre o pulgão-verde *Myzus persicae* e seu predador *Eriopis connexa*, folhas de pimenteira foram imersas no referido extrato a 0,5% e 1%, em acefato (0,75 g L⁻¹) e em água, sendo avaliadas a mortalidade larval, a viabilidade pupal e a emergência de adultos. A população de pulgões foi significativamente menor em folhas imersas em nim e em acefato do que nas imersas em água. A mortalidade de larvas do predador foi maior em plantas tratadas com acefato do que com nim. No entanto, somente 9,1 e 10% das larvas em plantas tratadas com nim a 0,25% e a 0,5%, respectivamente, formaram pupas e não houve emergência de adultos, mostrando que apesar do potencial do nim em reduzir a população de *M. persicae*, o produto apresenta efeitos nocivos a *E. connexa* (VENZON et al., 2007).

Gonçalves-Gervásio e Vendramim (2007) avaliaram as atividades translaminar, sistêmica e de contato do extrato aquoso de sementes de *A. indica* sobre a traça-do-tomateiro *T. absoluta*. Realizaram três experimentos envolvendo extratos aquosos de sementes de nim nas concentrações de 0,5; 1,0; 5,0 e 10,0 g por 100 ml de água, sendo aplicados no solo, na superfície adaxial de folíolos de tomateiro e diretamente sobre as lagartas. Quando os extratos foram aplicados no solo, em vasos contendo plantas de tomate, houve mortalidade de 48,3 a 100,0% das lagartas, indicando que foram absorvidos e translocados na planta. Também ocorreu mortalidade larval de 57,0 a 100,0% quando os extratos foram aplicados na superfície adaxial do folíolo, evidenciando efeito translaminar. Quando foi feita aplicação tópica (diretamente sobre lagartas com seis dias de idade) observou-se mortalidade de 52,4 a 95,4%, demonstrando a ação de contato do composto e seu potencial para controle da traça-do-tomateiro.

O conhecimento dos mecanismos imunes dos insetos apresenta grande importância, pois os distúrbios causados nestes, como alterações na contagem total e diferencial dos hemócitos em

insetos parasitados ou infectados, podem ser utilizados no auxílio para o controle de insetos vetores e pragas, uma vez que se caracteriza como a primeira indicação de uma reação de defesa (BRUNHAM et al., 1993).

Correia (2008) realizou um estudo de análise de amostras de hemolinfa de lagartas de *S. frugiperda*, visando à caracterização e contagem diferencial dos hemócitos, antes e após o tratamento por ingestão com a formulação Neemseto[®], à base de nim, a fim de detectar em qual concentração ocorrem mínimas alterações imunológicas que possam ser determinantes para o seu controle. Para tanto, a hemolinfa de lagartas de *S. frugiperda* não tratadas e tratadas com nim a 0,5 e 1,0% foi coletada nos intervalos de avaliação de 48, 96, 144, 192 e 240h após o tratamento e os esfregaços analisados em microscópico. A análise revelou a presença de seis tipos de hemócitos. As células mais freqüentes foram granulócitos e plasmatócitos, respectivamente, para os tratamentos nos intervalos de avaliação. A contagem diferencial dos hemócitos das lagartas sob influência do nim revelou um efeito dependente da concentração sobre a dinâmica hemocitária. Contudo, apesar de a mortalidade e os efeitos sobre a morfologia e histologia das células hemocitárias ocorrerem de forma mais expressiva no tratamento com nim a 1,0%, ambas as concentrações estudadas alteraram a imunidade celular das lagartas. Assim, a autora verificou que o uso de nim (Neemseto[®]) na concentração de 0,5% é suficiente para desencadear efeitos desse inseticida nas respostas imunológicas de *S. frugiperda*, contribuindo para redução de doses e aplicação de inseticidas químicos que apresentam problemas aos organismos benéficos e ao meio ambiente.

2.2.2.2 *Melia azedarach*

O cinamomo, *Melia azedarach*, também da família Meliaceae, é muito utilizada como espécie ornamental podendo atingir grande porte, sendo atualmente estudada para obtenção de produtos com princípio ativo inseticida (SCHNEIDER et al., 2000).

Sementes de *M. azedarach* contêm vários triterpenóides, as meliacarpinas, que são similares, mas não idênticas à azadiractina, também apresentando bioatividade reguladora do crescimento dos insetos (KRAUS, 2002). Mas a despeito da abundância de árvores de *Melia* na Ásia e em outras áreas tropicais e subtropicais, onde foram introduzidas, o desenvolvimento comercial não se compara ao de inseticidas obtidos de nim (ISMAN, 2006). A principal razão

disso é a presença de triterpenóides (meliatoxinas) nas sementes de cinamomo, que têm demonstrado toxicidade a mamíferos, embora o produto extraído das folhas demonstre uma toxicidade bastante reduzida (ASCHER, 2002). A composição química de cinamomo varia consideravelmente de acordo com a região de origem e as regiões onde foram introduzidas, por exemplo, sementes de *M. azedarach* da Argentina têm carência de meliatoxinas, porém produzem outros triterpenóides (mais notadamente, meliartenina) que são fortes deterrentes alimentares a insetos-praga e poderiam ser úteis no manejo de pragas (CARPINELLA et al., 2003)

Torres, Barros e Oliveira (2001) avaliaram o efeito de extratos aquosos de diferentes espécies de plantas no desenvolvimento de *Plutella xylostella*. Discos de couve, *Brassica oleracea*, foram imersos em cada extrato e verificou-se que a duração da fase larval do inseto foi alongada pelos extratos aquosos de *M. azedarach* e de *Cissampelos aff. glaberrima* em 3,5 e 1,7 dias, respectivamente. Os extratos de *Aspidosperma pyrifolium*, *A. indica* e a formulação de *A. indica* ocasionaram mortalidade total das larvas, o que não permitiu o cálculo da duração da fase larval. Para os extratos de *M. azedarach*, *C. aff. glaberrima*, *Laurus nobillis*, *Prosopis juliflora*, *Croton sp.* e *Eugenia uniflora*, a mortalidade das larvas foi de 96,7; 93,3; 83,3; 66,7; 63,3 e 60%, respectivamente. A duração da fase pupal de *P. xylostella* não foi afetada, entretanto a viabilidade dessa fase foi afetada pelos extratos de *M. azedarach*, *L. nobillis*, *C. aff. glaberrima* e *Croton sp.*, nos quais ocorreram 100; 90; 66,7 e 65% de mortalidade pupal, respectivamente.

Brunherotto e Vendramim (2001), avaliando o efeito de extratos aquosos de *M. azedarach* sobre o desenvolvimento da traça-do-tomateiro *T. absoluta*, encontraram que as três concentrações testadas (0,1; 1 e 5%) do extrato de folhas de *M. azedarach* provocaram redução da sobrevivência larval de *T. absoluta* e alongamento do período de desenvolvimento das lagartas sobreviventes. Os maiores efeitos ocorreram com o extrato a 5%, tratamento em que os valores diferiram dos registrados nas demais concentrações. Os efeitos deletérios provocados pelo extrato de folhas de *M. azedarach* sobre *T. absoluta*, principalmente na concentração mais elevada, vêm confirmar a atividade inseticida já referida para outros lepidópteros como *Helicoverpa zea* (McMILLIAN et al., 1969) e *S. frugiperda* (McMILLIAN et al., 1969; RODRÍGUEZ; VENDRAMIM, 1996).

Gonçalves, Werner e Debarba (2004), estudando o efeito de alguns produtos biológicos e extratos de cinamomo entre outras plantas sobre tripes em cebola, não constataram redução

significativa no número de ninfas de tripes e aumentos significativos na produtividade, quando comparados à testemunha.

Torres et al. (2006) verificaram que houve deformação de adultos de *P. xylostella* provenientes de lagartas alimentadas com folhas tratadas com os extratos de *A. pyrifolium* e *M. azedarach*, sendo que o extrato de *A. indica* foi o que causou maior deformação. Todos os extratos apresentaram efeito tóxico para ovos de *P. xylostella*, sendo dependente do aumento da concentração. Nos extratos da casca de *A. pyrifolium*, do fruto de *M. azedarach* e da amêndoa de *A. indica*, observou-se ação ovicida quando usados na concentração letal para lagartas de primeiro ínstar da praga. Em observações do ovo de *P. xylostella*, com auxílio de um microscópio eletrônico de varredura, verificou-se a existência de microporos, onde pode ocorrer a penetração do produto ovicida, além da constatação da textura rugosa da casca do ovo que pode reter ou fixar os extratos.

Caffarini et al. (2008) testaram extratos acetônicos e aquoso de *M. azedarach*, *Trichilia glauca* e *Ricinus communis* sobre formigas cortadeiras. Foram oferecidos ao formigueiro discos foliares pulverizados com os extratos. Pedacos de folhas de eucalipto com extratos de *M. azedarach* e *R. communis* (tanto extratos aquosos como acetônicos) foram menos aceitos pelas formigas, mostrando efeito de repelência, obtendo-se uma diferenciação mais clara deste efeito com os extratos aquosos.

Seffrin et al. (2008) verificaram que extratos aquosos de frutos verdes, de folíolos e de pecíolos com caule de *M. azedarach* a 10% (p/v) são promissores no controle de *D. speciosa*, em cultivos de pepino e apenas de frutos verdes no cultivo de feijão-de-vagem, representando alternativas de controle desse inseto-praga. O uso desses extratos não resultou em alteração significativa na estatura e na produção média das plantas, em comparação com a testemunha.

2.2.2.3 *Toona ciliata*

Toona ciliata possui distribuição natural no sul da Austrália, entre Queensland e New South Wales, e também na Índia e no sudeste asiático. A árvore pode atingir até 55 metros de altura (WAGNER et al., 1999). Conhecida vulgarmente como cedro vermelho australiano ou mogno australiano, foi introduzida no Brasil, e tem apresentado um excelente crescimento e ausência de ataque por *Hypsipyla grandella*, em contraste com a meliácea nativa *Cedrela odorata*

(De PAULA et al., 1997, 1998). Contudo, ovos de *H. grandella*, têm sido encontrados no cedro australiano em pesquisas de campo (Belém, PA) (MAIA et al., 2000).

Toona (Endlicher, 1840) foi originalmente descrita como uma seção do gênero *Cedrela*, posteriormente, Roemer (1846) citado por Maia et al. (2000) reconheceu que esses gêneros poderiam ser separados devido a várias características morfológicas, elevando *Toona* a outro gênero. Desse modo, as espécies do velho mundo de *Cedrela* foram transferidas para *Toona* (Endlicher, 1840). Os dois gêneros foram colocados por Harms (1940) na tribo Cedreleae e subfamília Cedreloideae. Pennington e Styles (1975), na sua mais recente monografia, incluíram Cedreleae na subfamília Swietenioideae.

Estudos mostram que limonóides de *Cedrela* são típicos da subfamília Swietenioideae (SILVA; GOTTLIEB; DREYER, 1984; SILVA; GOTTLIEB, 1987). Por outro lado, *Toona* difere de outros gêneros dessa subfamília, notavelmente pela ausência de limonóides do grupo mexicanolide. Oiano-Neto et al. (1995, 1998) fizeram um estudo fitoquímico de *T. ciliata* e mostraram a presença de limonóides com esqueleto carbono intacto 21-hydroxycedrelonide, 23-hydroxycedrelonide, 6 α -acetoxy-14 β ,15 β -epoxyzadirone e anel-A,C,D-intactring-B-*seco*-limonoids 12-deacetoxytoonacilin, 5 α ,6 β ,8 α -trihydroxy-28-norisotoonafolin e 5 α ,6 β ,8 α , 12 α -tetrahydroxy-28-norisotoonafolin indicando que o gênero é de fato similar a Melioideae e com pouca relação a Swietenioideae.

A evolução dos limonóides em Meliaceae é consistente com a resistência da subfamília Melioideae a *H. grandella*. Além disso, perante os dados obtidos até o momento, pode-se supor que essa resistência seja devido à presença de limonóides com os anéis A/B-*seco* e ou com os anéis intactos (OIANO-NETO, 2000).

A madeira de *T. ciliata* é bem conhecida quimicamente como fonte de cedrelona, enquanto as folhas são fonte de toonacilina. Estudos realizados com extratos foliares de *T. ciliata* mostraram uma forte inibição da alimentação e atividade inseticida contra *H. grandella* e *Epilachna varivestis* (OIANO-NETO, 2000)

Os limonóides toonacilina e 6-acetoxitoonacilina, isolados de *T. ciliata*, agem como deterrente alimentar para *E. varivestis* (KRAUS; GRIMMINGER; SAWITZKI, 1978). O limonóide cedrelona é capaz de interromper a muda em *Oncopeltus fasciatus* (CHAMPAGNE; ISMAN; TOWERS, 1989; CHAMPAGNE, 1989 citados por CHAMPAGNE et al., 1992) e *Pectinophora gossypiella* (KUBO; KLOCKE, 1986 citado por CHAMPAGNE et al., 1992),

contudo esta atividade não ocorre com *Peridroma saucia* (CHAMPAGNE; ISMAN; TOWERS, 1989 e CHAMPAGNE, 1989, citados por CHAMPAGNE et al., 1992), *Ostrinia nubilalis* (ARNASON et al., 1987), *Heliothis* (=Helicoverpa) *zea* e *S. frugiperda* (KUBO; KLOCKE, 1986, citados por CHAMPAGNE et al., 1992). Entretanto, todos estes estudos foram realizados com a mesma amostra de cedrolona, que foi repassada de um laboratório a outro (CHAMPAGNE et al., 1992).

Apesar de a cedrelona não afetar a troca de instar de *O. nubilalis*, ela reduz o desenvolvimento de lagartas de terceiro instar na concentração de 10-30 ppm e inibe a alimentação a cerca de 50 ppm. A cedrelona reduziu a eficiência de conversão do alimento ingerido de lagartas de terceiro instar de *O. nubilalis* quando foi administrada à concentração de 10-30 ppm. Quando este composto foi adicionado nas dietas em concentrações subletais de 10 ppm, ocorreu uma redução do crescimento das lagartas, na emergência de adultos, no tamanho das fêmeas e no número de ovos produzidos (ARNASON et al., 1987).

Rodriguez e Vendramim (1997), avaliando o efeito de extratos aquosos de 12 espécies de meliáceas (entre elas *T. ciliata*) sobre a duração e viabilidade larval e pupal e o peso de pupas de *S. frugiperda*, observaram que extratos de folhas de *T. ciliata* ocasionaram a maior duração da fase larval (31,4 dias) diferindo da testemunha (17,2 dias) e dos demais tratamentos. A viabilidade larval e pupal não foram afetadas com valores de 97 e 100% respectivamente, contudo o peso das pupas diminuiu, diferindo dos demais tratamentos. Extratos de caules de *T. ciliata* não apresentaram atividade tóxica.

Apesar do potencial inseticida que essa espécie de Meliaceae apresenta, poucos trabalhos foram realizados a fim de verificar o seu efeito sobre diferentes espécies de insetos.

2.2.2.4 *Trichilia pallida*

O gênero *Trichilia* apresenta aproximadamente 70 espécies que ocorrem na América tropical, África e região Indo-Malaio (RIBEIRO et al., 1999). É um dos gêneros que possui o maior número de espécies na família e dentro da subfamília Melioideae, é o gênero que apresenta maior número e tipo de limonóides (PENNINGTON, 1981 citado por Matos, 2006). Pesquisadores têm isolado limonóides de diferentes espécies do gênero *Trichilia* e demonstrado a atividade desses compostos sobre insetos, incluindo efeito fagodeterrente e efeito regulador de

crescimento (NAKANISHI, 1982; NAKATANI et al., 1985; XIE et al., 1994; ORTEGO et al., 1999; RAMIREZ et al., 2000; SIMMONDS et al., 2001).

Trichilia pallida é comumente conhecida como baga-de-morcego ou catiguá, sendo amplamente distribuída do México à Argentina e, no Brasil, pode ser encontrada em bosques nativos desde a Amazônia até o Paraná, excetuando-se o Nordeste (KLEIN, 1984; RIBEIRO et al., 1999).

Nos últimos anos, têm se intensificado as pesquisas com *T. pallida* no país. Trabalhos pioneiros no Brasil foram desenvolvidos por Rodríguez e Vendramim (1995, 1996, 1997) e, desde então, vários estudos vêm sendo desenvolvidos com o objetivo de avaliar o efeito inseticida de extratos aquosos e orgânicos dessa planta em relação a várias espécies de insetos-praga.

Rodríguez e Vendramim (1996, 1997), ao testarem extratos aquosos de várias espécies de meliáceas (incluindo cinco espécies de *Trichilia*, entre elas *T. pallida*) e diversas estruturas vegetais na concentração de 5% em relação a *S. frugiperda*, constataram grandes variações na bioatividade dos extratos, tanto em relação às espécies como às estruturas vegetais utilizadas. Foi observada maior eficiência em tratamentos correspondentes a extratos de folhas e de ramos de *T. pallida* e de *M. azedarach* e de ramos de *Cabrlea canjerana*, nos quais foi registrada mortalidade larval de 100%, sendo que para os extratos de ramos de *T. pallida* e de *C. canjerana*, a mortalidade foi registrada logo nos dois primeiros ínstares.

Vendramim e Torrecillas (1998), estudando o efeito de diferentes concentrações do extrato aquoso de ramos e de folhas de *T. pallida* na sobrevivência e desenvolvimento de *S. frugiperda* criada em diferentes genótipos de milho, verificaram que o extrato de ramos a 5% provocou 100% de mortalidade larval até o sétimo dia após o início do tratamento. A 1%, a mortalidade, nesse extrato, variou de 70 a 100% e a 0,1%, houve redução da sobrevivência e do peso pupal e alongamento da fase larval. O extrato de folhas a 5% provocou mortalidade variável de 17 a 55% (dependendo do genótipo) até o sétimo dia e de 100% ao final da fase, enquanto a 0,1%, reduziu o peso pupal. Quando os extratos de folhas e de ramos foram associados a genótipos resistentes de milho, verificaram-se efeitos variáveis, em função do genótipo e da concentração do extrato utilizado.

Roel e Vendramim (1999), trabalhando com diferentes genótipos de milho tratados e não tratados com extrato de *T. pallida* em acetato de etila, verificaram que lagartas de *S. frugiperda*

alimentadas com folhas tratadas apresentaram peso menor e duração da fase maior do que aquelas alimentadas em folhas não tratadas.

Roel et al. (2000a) avaliaram o efeito de diferentes concentrações de extratos orgânicos de folhas e ramos de *T. pallida* na sobrevivência larval de *S. frugiperda*. Num primeiro teste, envolvendo extratos acetônicos e metanólicos em concentrações variando de 0,008 a 1%, os autores constataram maior eficiência dos extratos acetônicos de folhas e de ramos bem como do extrato metanólico de ramos. Neste trabalho, também foram testados extratos acetato de etila e hexânico obtidos pela partição do extrato acetônico bruto, constatando-se, nesse caso maior eficiência com o extrato acetato de etila. Com base nestes resultados, Roel et al. (2000b) realizaram outro teste para avaliar o efeito do extrato acetato de etila de folhas e de ramos de *T. pallida* sobre o desenvolvimento e sobrevivência da lagarta, verificando que o referido extrato causou mortalidade larval de 100% (em concentração igual ou superior a 0,05%), afetou a sobrevivência e o desenvolvimento do inseto (na concentração de 0,006%) e não provocou qualquer efeito em concentração igual ou inferior a 0,0008%. Nesse teste, também ficou demonstrado que lagartas alimentadas desde a eclosão com folhas de milho tratadas com extrato foram mais afetadas do que as que receberam esse tratamento a partir dos 10 dias de idade.

Thomazini e Vendramim (2000) avaliaram o efeito de extratos aquosos de folhas e de ramos de *T. pallida* sobre o desenvolvimento e oviposição de *T. absoluta*, alimentando as lagartas em folhas de tomateiro cv. Santa Clara previamente submersas nos extratos nas concentrações de 0,1; 1,0 e 5,0%. Também foi avaliado o efeito dos extratos de folhas a 1,0 e 5,0%, pulverizados sobre ovos do inseto, e a não-preferência para oviposição, com chance de escolha, em folhas de tomateiro com e sem este extrato a 5%. Verificou-se que os extratos de folhas e de ramos prejudicam o desenvolvimento do inseto afetando principalmente a fase larval, aumentando a duração e reduzindo a viabilidade dessa fase. O extrato de folhas apresentou maior atividade do que o de ramos, reduzindo a viabilidade larval a valores próximos a 20%, já na concentração de 1%. O extrato de folhas a 5% não apresentou efeito ovicida, embora o substrato tratado possa se tornar menos preferido para oviposição. Vendramim e Thomazini (2001), avaliando a atividade dos extratos aquosos de folhas e de ramos de *T. pallida* associados a duas cultivares de tomateiro (Santa Clara e IPA-5) sobre essa praga, observaram o desenvolvimento do inseto em folhas de cada uma das cultivares (previamente submersas nos extratos a 1% de concentração). Constataram que a cultivar IPA-5 provocou alongamento da fase larval e, quando associada aos

extratos de folhas e de ramos, reduziu a viabilidade pupal do inseto. Os extratos de folhas e de ramos também alongaram o período larval de *T. absoluta*, na cultivar Santa Clara. O extrato de folhas foi mais prejudicial ao desenvolvimento da traça do que o extrato de ramos dessa planta, reduzindo a viabilidade larval em ambas as cultivares.

A eficiência de extratos aquosos de ramos e de folhas de seis espécies de *Trichilia* (*T. casaretti*, *T. catigua*, *T. claussenii*, *T. elegans*, *T. pallens* e *T. pallida*), em comparação com o extrato aquoso de sementes de nim sobre *S. frugiperda*, foi avaliada por Bogorni e Vendramim (2003). Para as seis espécies testadas, pelo menos uma das estruturas (ramos ou folhas) afetou o desenvolvimento do inseto. O extrato de folhas de *T. pallens* causou mortalidade larval semelhante à causada pelo extrato de nim; os extratos de ramos de *T. pallens*, e de ramos e de folhas de *T. pallida*, embora menos eficientes, também reduziram a sobrevivência e o peso larval de *S. frugiperda*. Bogorni e Vendramim (2005), avaliando o efeito desses mesmos extratos na sobrevivência, duração e peso de lagartas e de pupas de *S. frugiperda* em laboratório, constataram que os extratos de ramos de *T. pallida* e de folhas de *T. pallens* ocasionaram as maiores mortalidades da fase larval (96,4 e 95,4%, respectivamente, sendo os mais eficientes entre as seis espécies de *Trichilia* testadas, embora os extratos de folhas de *T. pallida*, de *T. catigua*, de *T. casaretti* e de *T. elegans* e os extratos de ramos de *T. claussenii* e de *T. pallens* também tenham afetado o desenvolvimento do inseto.

Cunha et al. (2005), a partir de extratos aquosos e não aquosos de *T. pallida*, identificaram frações com atividade inseticida sobre a traça-do-tomateiro, *T. absoluta*. Inicialmente foram aplicados extratos aquosos liofilizados (EAL) a 3%, de folhas e ramos da planta, sobre folíolos de tomateiro infestados com lagartas recém-eclodidas. Com base nos resultados de mortalidade aos 5 e 10 dias após a infestação (DAI), verificou-se que o EAL de folhas foi mais eficiente que o de ramos. Ao testarem extratos orgânicos de folhas em hexano (HEX), diclorometano (DIC) e metanol (MET) a 1 % (p/v), constataram que o extrato em DIC foi o mais promissor como fonte de substâncias com atividade inseticida sobre lagartas de *T. absoluta*. Na seqüência, através de partição líquido-líquido do extrato DIC, obtiveram-se as frações em HEX, MET, acetato de etila (AET), n-butanol (NBU) e aquosa (AQ). Destas frações, a AET e MET a 0,15% foram consideradas as mais promissoras como fontes de substâncias com atividade inseticida sobre *T. absoluta*.

Baldin et al. (2007), utilizando extratos aquosos a 3% (p/v) de 14 espécies vegetais, entre elas *A. indica*, *M. azedarach* e *T. pallida*, avaliaram a atratividade, preferência para oviposição e atividade inseticida via sistema radicular em relação à mosca-branca *B. tabaci* biótipo B. Entre essas três plantas, apenas *A. indica* afetou o inseto, provocando tendência de redução no número de adultos atraídos (embora sem diferir da testemunha) e deterrência para oviposição. Quando usado por via sistêmica, o extrato de *A. indica* provocou aumento significativo na mortalidade de ninfas, embora não tenha afetado o período de desenvolvimento (ovo-adulto) do inseto.

2.2.3 Extratos botânicos de plantas no contexto do manejo integrado de *Bemisia* spp.

Vários extratos de plantas vêm sendo testados para controle de *B. tabaci*, tendo sido observados efeitos diversos sobre o inseto desde a deterrência para oviposição e alimentação até a mortalidade nas diversas fases do ciclo biológico dessa praga. Entre as plantas testadas, o nim (*A. indica*) tem se destacado como uma das mais eficazes no controle das diferentes fases de desenvolvimento dessa praga (SOUZA, 2004), embora no que se refere ao efeito ovicida, isso tenha sido observado inicialmente com extratos de plantas da família Meliaceae (SOUZA; VENDRAMIM, 2000a, b; SOUZA; VENDRAMIM, 2001).

Pesquisas com pulverização de extratos botânicos diretamente sobre ovos de *B. tabaci* registraram efeito ovicida de extratos de meliáceas, de formulação comercial à base de nim e de extratos de essências florestais (COUDRIET; PRABHAKER; MEYERDRIK, 1985; PRABHAKER; TOSCANO; COUDRIET, 1989; SOUZA; VENDRAMIM, 2000a, b; 2001; CAVALCANTE; MOREIRA; VASCONCELOS, 2006).

Coudriet, Prabhaker e Meyerdrik (1985) constataram quase 100% de inviabilidade de ovos aplicando o extrato aquoso de sementes de nim a 2% sobre plantas de algodão, em condições de laboratório. Souza e Vendramim (2000a) avaliaram o efeito do extrato aquoso de duas espécies de meliáceas sobre *B. tabaci*, e constataram que *T. pallida* a 3% causou mortalidade na fase de ovo (52,32%) sendo superior às constatadas nos demais tratamentos, porém não diferiu dos tratamentos com extrato de *T. pallida* a 2% (36,67%) e de *M. azedarach* a 3% (31,90%). Os valores de mortalidade de ovos mais baixos foram verificados com *M. azedarach* a 1 e 2% (16,73 e 17,54%, respectivamente) e com *T. pallida* a 1% (15,58%).

Souza e Vendramim (2000b) aplicaram extratos aquosos a 3% de ramos de *T. pallida*, de frutos verdes de *M. azedarach* e de sementes de *A. indica* e constataram que os três têm efeito sobre ovos e ninfas de *B. tabaci*. Extrato de ramos de *T. pallida* teve efeito ovicida superior ao constatado com os extratos de *M. azedarach* e nim, que também diferiram da testemunha. Os mesmos autores verificaram que a maior mortalidade ninfal ocorreu com o uso do extrato de sementes de nim, diferindo dos valores encontrados quando se utilizaram ramos de *T. pallida* e frutos verdes de *M. azedarach*.

Souza e Vendramim (2001) observaram que os extratos de frutos verdes e de folhas de *M. azedarach* apresentaram uma tendência de melhor efeito ovicida (58,0 e 47,3%, respectivamente) em relação aos extratos de frutos maduros (36,6%) e de ramos (35,8%), porém diferiram apenas da testemunha (2,6%). A duração da fase de ovo não foi afetada pelos extratos de *M. azedarach*. Em um segundo experimento, o extrato de folhas de *M. azedarach* causou maior mortalidade de ovos, mas só diferiu do extrato de frutos maduros e da testemunha. Quanto ao efeito ninficida, o extrato de frutos verdes causou 55,1% de mortalidade, não diferindo dos extratos de folhas e de frutos maduros. A duração das fases de ovo e ninfa não foi afetada pelos extratos de *M. azedarach*. Ainda neste trabalho foram testados extratos de ramos, de folhas e de córtex de *T. pallida* e observou-se que nos dois experimentos realizados os ramos foram a única estrutura que ocasionou mortalidade de ovos superior à registrada na testemunha (51,2 e 2,9%, respectivamente no experimento 1 e 41,3 e 11,2%, respectivamente no experimento 2) diferindo também do valor obtido com o extrato de córtex (17,5 e 16,3%, respectivamente, em cada experimento), contudo a mortalidade observada com o extrato de folhas não diferiu das registradas nos demais tratamentos. A sobrevivência ninfal também foi afetada apenas pelo extrato de ramos de *T. pallida*, tratamento em que a mortalidade foi superior àquelas registradas na testemunha e no tratamento com o extrato de córtex. Com o extrato de folhas, a mortalidade não diferiu das observadas nos demais tratamentos. A duração das fases de ovo e ninfa não foi afetada em nenhum dos experimentos.

Cavalcante, Moreira e Vasconcelos (2006) estudaram o potencial inseticida de extratos aquosos foliares de quatro essências florestais: algaroba (*Prosopis juliflora*), aroeira (*Myracrodruon urundeuva*), leucena (*Leucaena leucocephala*) e sabiá (*Mimosa caesalpiniiifolia*), nas concentrações de 3, 5, 7 e 10% e observaram que apenas os extratos de *P. juliflora* e de *L.*

leucocephala, na concentração de 10%, causaram mortalidade significativa de ovos (43,6 e 43,0%, respectivamente).

A fase ninfal é a mais afetada pelos extratos botânicos e devido à grande sensibilidade dos ínstaes iniciais, é provável que numa seleção de plantas inseticidas seja mais fácil a identificação de plantas promissoras por meio de testes sobre o primeiro e segundo ínstaes (SOUZA; VENDRAMIM, 2000a). Isso pode ser atribuído ao fato de que o último estágio de desenvolvimento (“pupa”) é usualmente mais protegido por corpos de gordura que podem desintoxicar ou seqüestrar toxinas mais eficientemente do que as ninfas nos estádios iniciais (PRABHAKER; TOSCANO; COUDRIET, 1989). Natarajan e Sundaramurthy (1990), avaliando a mortalidade ninfal causada pelo óleo de nim (0,5 e 1%), constataram que apenas 14,3 e 13,0% das ninfas chegaram ao estágio adulto, entre as quais 51,3 e 56,8%, respectivamente, apresentaram anormalidades, enquanto nas testemunhas (monocotrófós a 0,08% e água), 84,3 e 94,0% das ninfas atingiram a fase adulta, com índices de anormalidade de 7,0 e 2,8%, respectivamente. Entre as anormalidades mais freqüentes, foram observadas emergência incompleta dos “pupários” e má formação das asas.

Abou-Fakhr Hammad et al. (2000), avaliando o efeito de extratos aquosos, acetônico, etérico e metanólico de frutos de *M. azedarach* e produtos à base de azadiractina sobre ninfas de primeiro e segundo ínstar de *B. tabaci*, constataram que todos os extratos foram eficientes, destacando-se o extrato metanólico que apresentou uma tendência de maior efeito ninficida. Ninfas nos primeiros estádios foram mais suscetíveis ao extrato de *M. azedarach* do que ovos e “pupa”. Similarmente, Prabhaker, Toscano e Coudriet (1989) relataram que “pupas” são mais tolerantes ao nim e a outros inseticidas do que os ínstaes ninfais.

Abou-Fakhr Hammad e McAuslane (2006) avaliaram o efeito de extratos de frutos de *M. azedarach* coletados em três anos diferentes (2001, 2002 e 2004) na sobrevivência de ninfas de segundo ínstar, no número de ovos colocados e na emergência de adultos por planta tratada e observaram uma redução na sobrevivência de ninfas em relação à testemunha, diferenciando-se estatisticamente dos tratamentos. Também houve tendência de redução no número de ovos colocados por planta. A emergência dos adultos também foi afetada ocorrendo valores de 17,4; 32,4 e 30,4% para os extratos de frutos coletados nos anos de 2001, 2002 e 2004, respectivamente e 71,7 % para o controle.

Souza e Vendramim (2004) observaram que o extrato aquoso de sementes de nim foi o mais eficiente em dois experimentos, ocasionando mortalidades de ninfas de 98,45% (experimento 1) e 98,60% (experimento 2). Os extratos orgânicos (clorofórmico, metanólico, etanólico) e aquosos de ramos de *T. pallida* apresentaram efeito semelhante em relação à mortalidade das ninfas de *B. tabaci* nos dois experimentos, diferindo do extrato hexânico de ramos de *T. pallida* e das testemunhas (acetona e água destilada).

Souza e Vendramim (2005), com o objetivo de caracterizar os modos de ação do extrato aquoso de sementes de nim sobre ninfas de mosca-branca, verificaram que o nim apresentou ação translaminar, sistêmica e de contato. Inferiram que a maior concentração aparentemente necessária na ação translaminar em relação à ação sistêmica se deveu, ao menos em parte, ao fato de que, no primeiro caso, o produto, por ter sido aplicado nas folhas, tenha sofrido fotodegradação, enquanto que, no segundo caso, o produto foi aplicado no solo e rapidamente se infiltrou não ficando sujeito à ação da luz. Por outro lado, acredita-se que pelo fato de o inseto permanecer na superfície abaxial da folha, a eficiência do produto no campo tenderá a ser menor porque, nem sempre haverá contato do inseto com o produto nas aplicações convencionais.

Azevedo et al. (2005), comparando a eficiência de vários produtos naturais no controle de ninfas de *B. tabaci* biótipo B em casa de vegetação, constataram maior eficiência com o óleo de nim (66,49%) e com o extrato pirolenhoso (67,35%). Já em condições de campo, verificaram que o óleo de nim foi o produto mais eficiente. O extrato de timbó foi eficiente para controle de ninfas no final do ciclo da cultura do meloeiro, enquanto que o extrato pirolenhoso apresentou aumento na eficiência de controle ao longo do desenvolvimento da planta.

Os extratos de *P. juliflora* e de *L. leucocephala* causaram mortalidade significativa de ninfas de *B. tabaci*, tendo causado, em alguns tratamentos, 75% de mortalidade. Esses extratos, juntamente, com o de *M. caesalpiniifolia*, afetaram a fertilidade do inseto, tendo reduzido a taxa de reprodução, o tempo médio de geração e a taxa intrínseca de crescimento para três gerações (CAVALCANTE; MOREIRA; VASCONCELOS, 2006).

Gonçalves e Bleicher (2006) estudaram o efeito sistêmico de azadiractina e extratos aquosos de sementes e de folhas de nim sobre ninfas de *B. tabaci* biótipo B, em meloeiro, em casa de vegetação. Na concentração de 24 ppm, a azadiractina reduziu, significativamente, a infestação de ninfas, havendo aumento progressivo de eficiência nas demais concentrações. Ao contrário, o efeito sistêmico dos extratos de sementes foi significativo somente na concentração

de 16 g.100 mL⁻¹, quando se registrou a média de 4,66 ninfas comparada com 18,15 ninfas nas plantas não tratadas, correspondendo a uma redução de 74,33%. O extrato de folhas não causou redução significativa, apresentando 32,83% de eficiência.

Existem poucos trabalhos relatando o efeito de extratos vegetais na sobrevivência de adultos de mosca-branca. Prabhaker, Toscano e Coudriet (1989) observaram que os ovos são mais afetados pelo nim do que os adultos e que, de modo geral, estas duas fases são difíceis de serem controladas. Os autores também demonstraram que os níveis de resistência aos inseticidas são maiores nos adultos do que em qualquer outra fase do inseto, o que evidencia que esta fase sofre maior pressão de seleção. Stansly e Liu (1994) também constataram que a DL₅₀ foi maior para a fase adulta em relação a qualquer ínstar ninfal do biótipo B quando verificou o efeito de extrato de *Nicotiana gossei*.

Apesar da dificuldade de se controlar adultos de mosca-branca, Natarajan e Suandaramurthy (1990) constataram má formação de adultos após a aplicação de óleo de nim a 0,5 e 1% sobre as ninfas de terceiro ínstar. Por outro lado, Cubillo et al. (1994) não constataram qualquer mortalidade nos adultos com a aplicação de três produtos comerciais à base de azadiractina.

Nardo, Costa e Lourenção (1997) verificaram que a mortalidade de adultos de *B. tabaci* em plantas pulverizadas com extrato aquoso de folhas + frutos (juntos) de *M. azedarach* não diferiu daquela observada quando os adultos foram mantidos sem alimentação, mas a mortalidade foi significativamente mais alta que o controle, sendo observada uma possível ação antialimentar. Gómez et al. (1997a, b) identificaram diversas plantas que afetam a sobrevivência de adultos de mosca-branca. As causas não são conhecidas, mas são atribuídas à presença de metabólitos secundários atuando diretamente como tóxicos ou, ainda, como deterrentes alimentares que, por conseguinte, levam os adultos à morte por inanição.

Silva, Bleicher e Araújo (2003), estudando a potencialidade de um inseticida formulado à base de azadiractina a 1% para o controle da mosca-branca em meloeiro sob condição de campo, obtiveram melhores resultados com o uso de azadiractina, a 4 e 8 ml/L de calda, com eficiência de 67,83 e 70,13%, respectivamente, para controle de adultos, sendo que a eficiência sobre ninfas nesses mesmos volumes de calda foi maior com 80,36 e 88,10% respectivamente.

Em condições de campo, verificou-se que o óleo de nim foi o inseticida vegetal mais eficiente para o controle de adultos de *B. tabaci* biótipo B, porém o efeito sobre ninfas foi superior ao efeito sobre adultos (AZEVEDO et al., 2005).

Sousa et al. (2007), avaliando a eficiência de extratos aquosos de folhas e de frutos de nim sobre *B. tabaci* em meloeiro, verificaram que o extrato de pó de frutos secos misturados com thiamethoxam foi mais eficiente no controle de adultos do que quando esses produtos foram usados separadamente.

O fato de *B. tabaci* atuar como vetor de viroses complica a situação, pois os danos podem ser sérios mesmo que a densidade do vetor seja muito baixa. Por exemplo, na Costa Rica, observa-se que com 0,3 adulto por planta já é possível que todas as plantas de um campo de tomate estejam infectados com geminivírus (HILJE, 2005).

Diante de tal situação o ideal seria evitar que *B. tabaci* inoculasse vírus durante a etapa fenológica em que a cultura é mais suscetível à praga, devendo as medidas de manejo se concentrar nessa fase. Nesse contexto, seria interessante a aplicação de substâncias repelentes ou supressantes complementadas com outras práticas de manejo. Uma substância repelente afasta o inseto antes que o mesmo chegue até a planta e substâncias supressantes inibem a alimentação ou oviposição mesmo que os insetos tenham sido atraídos. No primeiro caso, não haveria nenhuma possibilidade de inoculação do vírus, enquanto que no segundo caso existe a possibilidade de inoculação, porém depende do tempo de permanência do vetor na planta; contudo, é difícil distinguir uma substância repelente de uma supressante (HILJE, 2005).

A diminuição na população de insetos vetores não necessariamente é suficiente para diminuir a ocorrência de doenças na cultura. De acordo Asiático e Zoebisch (1992), houve diminuição na população de moscas-brancas devido à aplicação de extrato aquoso de sementes de nim (60 g/L de água), mas a ocorrência de virose associada à mosca-branca foi de 100%. Por outro lado, Sabillón e Bustamante (1995) observaram que extratos aquosos de sementes de nim e de mamona, *R. communis* (ambos a 50 g/L de água), diminuíram a ocorrência de viroses em tomateiro.

O efeito de extratos sobre a transmissão de fitovírus é afetado pela relação do vírus com a mosca-branca e também pelas condições do ambiente (casa de vegetação ou campo). Nardo (1989) constatou que, em condições de casa de vegetação, o extrato aquoso de folhas de *M. azedarach* (1 g/ 5 ml de água) provocou diminuição drástica na aquisição e inoculação do vírus

do mosaico dourado do feijoeiro (VMDF), de relação circulativa na mosca-branca, porém Nardo, Costa e Lourenção (1997) relataram que a mesma planta não foi eficiente na prevenção de um vírus não-circulativo. Nardo e Costa (1990) observaram menor efeito sobre a transmissão do VMDF com o extrato aquoso de folhas e frutos de *M. azedarach* em partes iguais (200 g/L de água), quando o experimento foi conduzido no campo. A adição de óleo vegetal 1% ao extrato aumentou a eficiência do referido extrato.

Atualmente muitos trabalhos têm sido realizados a fim de se estudar a repelência e deterrência para alimentação ou oviposição causadas por extratos de plantas, porém poucos estudos têm caracterizado a relação do efeito dos extratos com inoculação e transmissão de vírus.

Abou-Fakhr Hammad et al. (2000), estudando a preferência hospedeira de adultos de *B. tabaci* por *M. azedarach*, tomate, pepino e feijão, realizaram testes com dois tipos de compartimentos: uma gaiola circular simples, onde foram colocadas uma folha de *M. azedarach*, uma de tomate, uma de pepino e uma de feijão, sendo liberados 10 adultos da mosca-branca no centro da gaiola e uma arena de quatro braços individualizados, cada braço contendo uma folha de cada uma das quatro espécies de planta mencionadas, sendo liberados também 10 insetos no centro. Após 24 horas, foi realizada a contagem do número de adultos em cada planta e observou-se menor número de insetos nas folhas de *M. azedarach*, indicando a repelência dessa planta ao inseto. O baixo número de insetos encontrados fora das folhas indicou que eles pesquisaram ativamente nos dois tipos de compartimentos. O desprezível número de indivíduos encontrados em folhas de *M. azedarach* indica que essa planta não é um bom hospedeiro para *B. tabaci* comparado aos outros hospedeiros testados. Hilje (2005) cita que buscar plantas com pouca ou nenhuma afinidade taxonômica com os hospedeiros freqüentes de mosca-branca é uma opção interessante, partindo da premissa que a ausência de representantes de certas famílias (por exemplo, Alliaceae, Simaroubaceae, Winteraceae, dentre outras) seja um indicativo que nestas famílias ocorram substâncias adversas (repelentes, supressantes ou inseticidas) para *B. tabaci*. Contudo, isto não significa que espécies próximas (taxonomicamente) de hospedeiros de *B. tabaci* não possuam esses tipos de substâncias.

Abou-Fakhr Hammad, Zournajian e Talhouk (2001) observaram que extratos metanólicos de folhas, de frutos e de caules de *M. azedarach* apresentaram diferença significativa quanto à porcentagem de repelência de adultos de mosca-branca quando comparados ao controle, no entanto, não diferiram entre si. Ao testarem extratos aquosos, verificaram que a repelência de

adultos também só diferiu do controle. Assim, os extratos com os solventes água e metanol apresentaram resultados similares quanto à repelência de adultos de *B. tabaci*, indicando uma eficiência similar na extração de compostos de *M. azedarach*.

Baldin et al. (2007) observaram que, de modo geral, os tratamentos à base de folhas de *A. indica* e de *M. pulegium* foram menos atrativos aos adultos da mosca-branca, porém não diferiram do tratamento controle. Deve-se ressaltar que, no caso específico da mosca-branca *B. tabaci* biótipo B em tomateiro, a baixa atratividade é de grande importância, uma vez que, evitando que o inseto chegue até a planta, evita-se também que ele se alimente e a contamine com geminivírus. Comparando-se o número médio de ovos da mosca-branca em plantas de tomateiro pulverizadas com diferentes extratos vegetais, observa-se que a oviposição foi menor nos folíolos contendo extratos provenientes de folhas + ramos de *R. communis* e de folhas de *A. indica*, diferindo do tratamento à base de água destilada. O extrato de folhas de *C. nardus* destacou-se por aumentar a oviposição do inseto sobre os folíolos de tomateiro. O comportamento do inseto frente aos extratos de folhas + ramos de *R. communis* e de folhas de *A. indica* sugere que estes materiais apresentam compostos voláteis, deterrentes à oviposição de *B. tabaci*, e que, segundo Lara (1991), impedem que o inseto continue a ovipositar no local devido à presença de fatores adversos.

Abou-Fakhr Hammad, Zournajian e Talhouk (2001) também verificaram que extratos aquosos e metanólicos de *M. azedarach* reduziram significativamente o número de ovos colocados quando comparados ao controle. Entretanto, não existiu diferença no número de ovos entre os tratamentos. A porcentagem de adultos emergidos desses ovos não diferiu em relação a todos os extratos testados, variando de 90,2 a 91,9% para extratos metanólicos e de 86,2 a 90,2% para extratos aquosos.

Nardo, Costa e Lourenção (1997) indicaram que o extrato de *M. azedarach* afetou o número de ovos colocado e o número de “pupas” produzidas, provavelmente devido a sua ação de inibir a alimentação. Isso poderia ser explicado pelo fato de que a oviposição de *B. tabaci* ocorre normalmente quando os insetos se alimentam na planta.

3 MATERIAL E MÉTODOS

Os experimentos foram realizados no Laboratório de Plantas Inseticidas do Departamento de Entomologia, Fitopatologia e Zoologia Agrícola da ESALQ/USP, em Piracicaba/SP, com o objetivo de avaliar o efeito de extratos orgânicos de quatro espécies de meliáceas sobre a mosca-branca *Bemisia tabaci* (Gennadius, 1889) biótipo B.

Os fracionamentos cromatográficos foram realizados no laboratório de Química de Produtos Naturais da Universidade Federal de São Carlos (UFSCar), em São Carlos, SP.

3.1 Obtenção e criação de manutenção de *B. tabaci* biótipo B

A população inicial de mosca-branca *B. tabaci* biótipo B foi obtida de uma criação do Setor de Entomologia do Centro de Fitossanidade do Instituto Agrônomo de Campinas (IAC). A criação foi mantida em casa de vegetação (com aproximadamente 2,5 m²), fechada com tela fina e coberta com vidro, no Setor de Entomologia da ESALQ/USP. Como hospedeiro para criação, foram utilizadas plantas de soja cv. IAC-24 cultivadas em vasos plásticos. A cada 30 dias, novas plantas eram introduzidas para substituir aquelas em que tinha ocorrido emergência de adultos. Essas plantas eram descartadas à medida que a emergência era completada.

3.2 Obtenção e manutenção de plantas de tomateiro

As plantas de tomateiro (cv. Santa Clara) utilizadas nos diversos experimentos foram cultivadas em estufa. Para obtenção das plantas, a sementeira foi feita em bandejas de isopor (128 células) contendo substrato Plantmax Hortaliças[®], sendo o transplante das mudas realizado em torno de 15 a 20 dias após a sementeira.

3.3 Obtenção de material vegetal e dos extratos orgânicos

As quatro espécies da família Meliaceae utilizadas foram: *Azadirachta indica* A. Juss (nim), *Melia azedarach* L. (cinamomo ou santa-bárbara), *Toona ciliata* M. Roem. (cedro australiano) e *Trichilia pallida* (Swartz) (catiguá ou baga-de-morcego).

As folhas e ramos das referidas espécies de meliáceas foram coletados no *campus* da ESALQ/USP. A confirmação das espécies foi feita pelo Prof. Vinícius Castro Souza do Departamento de Ciências Biológicas da ESALQ/USP. Essas espécies foram selecionadas para serem testadas nesse trabalho na forma de extratos orgânicos (não aquosos) com base na promissora atividade inseticida demonstrada por seus extratos aquosos em trabalhos desenvolvidos no Setor de Plantas Inseticidas da ESALQ (RODRÍGUEZ; VENDRAMIM, 1996; VENDRAMIM; SCAMPINI, 1997; BRUNHEROTTO; VENDRAMIM, 2001; CASTIGLIONI; VENDRAMIM, 2003; GONÇALVES-GERVÁSIO; VENDRAMIM, 2007).

Para preparo dos extratos, as folhas e ramos, após secagem em estufa com circulação de ar (aproximadamente a 40°C, por 48 a 72h), foram triturados em moinho de facas, obtendo-se então os pós-vegetais. Os pós foram armazenados separadamente por espécie e por estrutura vegetal, em frascos hermeticamente fechados até o preparo dos extratos.

Para a obtenção dos extratos, os pós-vegetais foram submetidos à extração através dos solventes diclorometano e etanol em sistema de extração de Soxhlet. Na extração, uma amostra de cerca de 200g de pó de cada espécie vegetal e de cada estrutura foi colocada em cada um dos seis extratores de Soxhlet junto com 300 ml de solvente para folhas e 200 ml de solvente para ramos, permanecendo cada amostra sob refluxo durante 16h para folhas e 10h para ramos. Esse procedimento foi repetido até completar a quantidade de massa total extraída para cada espécie de planta e estrutura. Em seguida, os extratos foram filtrados em papel filtro e, concentrados em evaporador rotativo a 40°C, à pressão reduzida, mediante o uso de trompa de água. Após esse processo os extratos foram colocados em capela com fluxo de ar até completa evaporação dos solventes.

3.4 Cálculo do rendimento dos extratos orgânicos de meliáceas

Após a evaporação total dos solventes em capela com fluxo de ar e, com base na quantidade de extrato obtido, foi possível calcular os rendimentos de extração para cada parte da planta considerada, já que se partiu de uma quantidade conhecida de pó de cada espécie vegetal. A massa resultante foi diluída em acetona (uma vez que os extratos orgânicos não diluem totalmente em água) de acordo com a concentração desejada, que foi estabelecida através de testes preliminares.

3.5 Avaliação da atividade inseticida de extratos vegetais de meliáceas sobre *B. tabaci* biótipo B

Os testes com a mosca-branca foram conduzidos em casa de vegetação e laboratório. Em todos os testes, foram utilizados insetos adultos provenientes da criação de manutenção e plantas de tomateiro cv. Santa Clara com cerca de 30 a 35 dias de idade.

3.5.1 Determinação da concentração adequada dos extratos a serem utilizadas nos experimentos com *B. tabaci* biótipo B

Com o objetivo de determinar uma concentração adequada para ser usada nos bioensaios com mosca-branca *B. tabaci*, foram realizados dois testes preliminares com o extrato de folhas de *T. pallida* em diclorometano em concentrações espaçadas logaritmicamente. No experimento 1, as concentrações testadas foram 0,32; 0,56; 1,0; 1,8 e 3,2% e dois controles água e acetona e no experimento 2 foram utilizadas 0,18; 0,32; 0,56; 0,72; 1,0; 1,8; 3,2 e 5,6%. Embora nos diversos bioensaios, os extratos tenham sido testados em relação às fases de ovo, ninfa e adulto, a estimativa da concentração adequada foi feita apenas em relação à fase de ninfa. O uso do extrato de folhas de *T. pallida* para estimativa dessa concentração foi definido com base nos resultados obtidos por Souza (2004) que constatou a atividade de extratos orgânicos de folhas dessa planta em relação à mosca-branca

Inicialmente pretendia-se estimar a CL_{50} do referido extrato, por meio da análise de Probit (Finney, 1971), porém, como os dados não se adequaram a esse método, resolveu-se adotar entre as concentrações testadas a que ocasionou mortalidade entre 50 e 60% para ser utilizada nos demais testes.

Para obtenção dos ovos (que produziram as ninfas testadas), foi utilizada uma gaiola cilíndrica, com cerca de 15 cm (confeccionada com tecido de *voile*), a qual podia ser aberta e fechada por um barbante em ambas as extremidades envolvendo uma folha de cada planta de tomateiro. Foi mantida uma gaiola por planta. Em cada gaiola, foram liberados 40 adultos não sexados da mosca-branca, e mantidos durante 24h, para a oviposição. Após nove dias, quando a maioria das ninfas de 2-3 dias de idade já estavam fixas, as plantas foram levadas da casa de vegetação para o laboratório. Nessa ocasião, foi feita a contagem das ninfas na face abaxial dos

folíolos, retirando-se os ovos que não tinham propiciado eclosão de ninfas nessa ocasião. No dia seguinte, os folíolos com cerca de 50 ninfas foram pulverizados com as diferentes concentrações do extrato, bem como com a água destilada (controle) e acetona (controle), uma vez que, os extratos foram diluídos em acetona, por meio de pistola tipo gravidade (Arprex[®], modelo 5, 20/30 lb/pol² com bico de 0,8 mm) adaptada como mini-atomizador, de modo a obter uma cobertura completa dos mesmos. Sete dias após o tratamento, foi avaliada a mortalidade ninfal. As ninfas mortas foram caracterizadas pelo tamanho reduzido (em relação ao controle) e formato elíptico semelhante ao de ninfas de primeiro ínstar conforme descrito por Eichelkraut e Cardona (1989) e Patel et al. (1992), como também pelo ressecamento do corpo do inseto.

O experimento seguiu o delineamento inteiramente casualizado com sete tratamentos (cinco concentrações do extrato e dois controles, água destilada e acetona) e quatro repetições (cada repetição correspondeu a dois folíolos por planta) no experimento 1 e 10 tratamentos (oito concentrações do extrato e dois controles, água destilada e acetona) e quatro repetições (cada repetição correspondeu a dois folíolos por planta) no experimento 2.

3.5.2 Efeito de extratos vegetais de meliáceas sobre ovos e ninfas de *B. tabaci* biótipo B

Foram conduzidos dois experimentos com extratos de folhas e de ramos das quatro espécies de meliáceas, um para comparar os oito extratos em diclorometano e outro para comparar os oito extratos em etanol. O preparo dos extratos seguiu a metodologia descrita no item 3.3.

Para obtenção dos ovos, foi utilizado o mesmo tipo de gaiola descrito no item 3.5.1. Em cada gaiola foram liberados 40 adultos da mosca-branca e mantidos durante 24h para oviposição. Após esse período, as gaiolas foram retiradas e foi feita contagem dos ovos na face abaxial dos folíolos, sendo selecionados dois folíolos de cada planta com cerca de 50 ovos. Os folíolos contendo os ovos foram pulverizados por meio de mini-atomizador, com os extratos na concentração de 0,56% (determinado no experimento descrito no item 3.5.1), procurando-se obter uma cobertura completa dos mesmos. Como controles foram utilizados folíolos (também com cerca de 50 ovos) pulverizados com água destilada e com acetona.

Após nove dias da pulverização dos extratos, quando as ninfas apresentavam 2-3 dias de idade, foi avaliada a mortalidade da fase de ovo, contando-se o número de ninfas eclodidas e o

número de ovos inviáveis presentes no folíolo. Posteriormente, os ovos viáveis, ou seja, aqueles cujas ninfas não haviam eclodido no momento da avaliação (nove dias após pulverização inicial) foram retirados e no dia seguinte (10º dia) foi realizada uma segunda pulverização sobre os folíolos contendo apenas ninfas. Após sete dias (17º dia do experimento) foi avaliada a mortalidade das ninfas, com base no critério descrito no item 3.5.1.

Em ambos os experimentos (solventes diclorometano e etanol), adotou-se o delineamento em blocos casualizados, com 10 tratamentos [quatro espécies de plantas inseticidas x duas estruturas vegetais (folhas e ramos) e duas testemunhas (água destilada e acetona)], com quatro repetições (cada repetição correspondeu a dois folíolos por planta).

Após a obtenção das porcentagens de mortalidade da fase de ovo no nono dia e a mortalidade das ninfas no 17º dia, foi determinada, paralelamente, a eficiência dos extratos pela fórmula de Schneider-Orelli (1947):

$$MC(\%) = \left(\frac{Mortal.(%) \text{ em } T - Mortal.(%) \text{ em } C}{100 - Mortal.(%) \text{ em } C} \right) * 100, \text{ onde: } MC(\%) = \text{mortalidade}$$

corrigida; C = mortalidade no controle e T = mortalidade no tratamento. Para esse cálculo, foi utilizado como mortalidade no controle o maior valor entre as mortalidades constatadas nos controles água e acetona.

A partir dos resultados de mortalidade de ninfas no período avaliado, foram selecionados seis extratos, independentemente da estrutura vegetal e espécie de planta, com maior atividade inseticida, sendo três de cada um dos experimentos, para serem utilizadas nas etapas subseqüentes. Foi tomada por base apenas a mortalidade de ninfas devido estas terem apresentado um tendência de maior mortalidade.

3.5.3 Bioatividade dos extratos brutos selecionados em relação a *B. tabaci* biótipo B

Nesse experimento, os seis extratos mais eficientes (selecionados no item 3.5.2) foram avaliados em relação às atividades ovicida e ninficida. O preparo dos extratos seguiu a metodologia descrita no item 3.3.

3.5.3.1 Efeito sobre ovos

Para avaliação da atividade ovicida, a metodologia para infestação dos adultos e obtenção dos ovos foi a mesma descrita no item 3.5.1. Após 24h, quando os adultos foram retirados das plantas, estas foram levadas para o laboratório e foi realizada a contagem do número de ovos na face abaxial do folíolo apical de cada planta que constituiu uma repetição. O folíolo apical contendo cerca de 30 ovos foi recortado de cada planta e inserido em um canudo. Tubos de vidro (9 x 2,5 cm) foram tampados com Parafilm® e no centro deste foi feito um furo para inserção do canudo. Cada tubo continha um canudo, sendo esse tubo preenchido com água destilada a fim de manter a turgescência dos folíolos (Figura 2). Em seguida, os folíolos foram pulverizados com os extratos na concentração 0,56% e com os dois controles (água destilada e acetona). A partir do sétimo dia foi contado o número de ninfas e o número de ovos que não propiciaram a eclosão de ninfas, calculando-se a partir desses dados a mortalidade da fase de ovo e a duração do período embrionário.

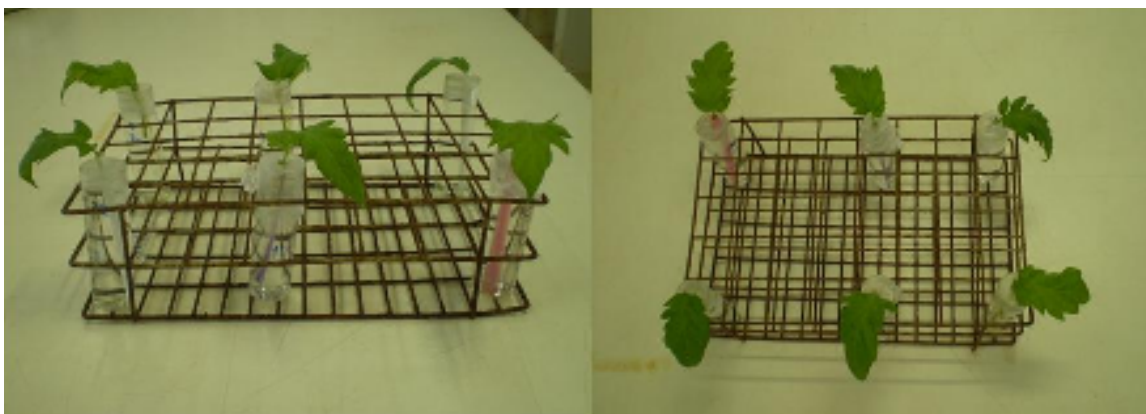


Figura 2 – Receptivos utilizados no experimento para avaliação da atividade ovicida dos extratos

O delineamento experimental foi o inteiramente casualizado com oito tratamentos (seis extratos e dois controles, água destilada e acetona) com sete repetições, sendo que cada repetição correspondeu a um folíolo. Foi determinada a eficiência dos extratos pela fórmula de Schneider-Orelli (1947), sendo utilizado para determinação da eficiência o tratamento controle (água ou acetona) que causou maior mortalidade.

3.5.3.2 Efeito sobre ninfas

Para avaliação da atividade ninficida, a técnica para infestação dos adultos e obtenção de ninfas foi a mesma descrita no item 3.5.1. Nove dias após a infestação, quando as ninfas de 2-3 dias de idade já estavam fixas, foi feita a contagem das mesmas em cada folíolo, mantendo-se cerca de 50 ninfas por folíolo. A seguir, os folíolos contendo as ninfas foram pulverizados com os extratos na concentração 0,56% e com os controles água destilada e acetona por meio de mini-atomizador. Sete dias após a pulverização, foi realizada a contagem do número de ninfas vivas e mortas.

O delineamento experimental foi o inteiramente casualizado com oito tratamentos (seis extratos e dois controles, água destilada e acetona) e quatro repetições, sendo que cada repetição correspondeu a dois folíolos por planta. Foi determinada a eficiência dos extratos pela fórmula de Schneider-Orelli (1947), sendo utilizado para determinação da eficiência o tratamento controle (água ou acetona) que causou maior mortalidade.

Ao final dessa etapa, foram selecionados os dois extratos com maior bioatividade quanto à atividade ninficida, uma vez que houve uma tendência de maior eficiência sobre ninfas do que sobre ovos, para realizar as etapas de fracionamento.

3.5.4 Fracionamento do extrato em diclorometano de ramos de *T. pallida* e de folhas de *T. ciliata*

De acordo com os resultados obtidos no item 3.5.3.2, os extratos em diclorometano de ramos de *T. pallida* e de folhas de *T. ciliata* foram fracionados através de Cromatografia Líquida a Vácuo (CLV) utilizando um funil de placa sinterizada com duas fases: uma fase estacionária (sílica comum, 230-400 mesh) e uma fase móvel (quatro solventes com polaridades crescentes), resultando nas frações em hexano, diclorometano, acetato de etila e metanol (Figura 3).

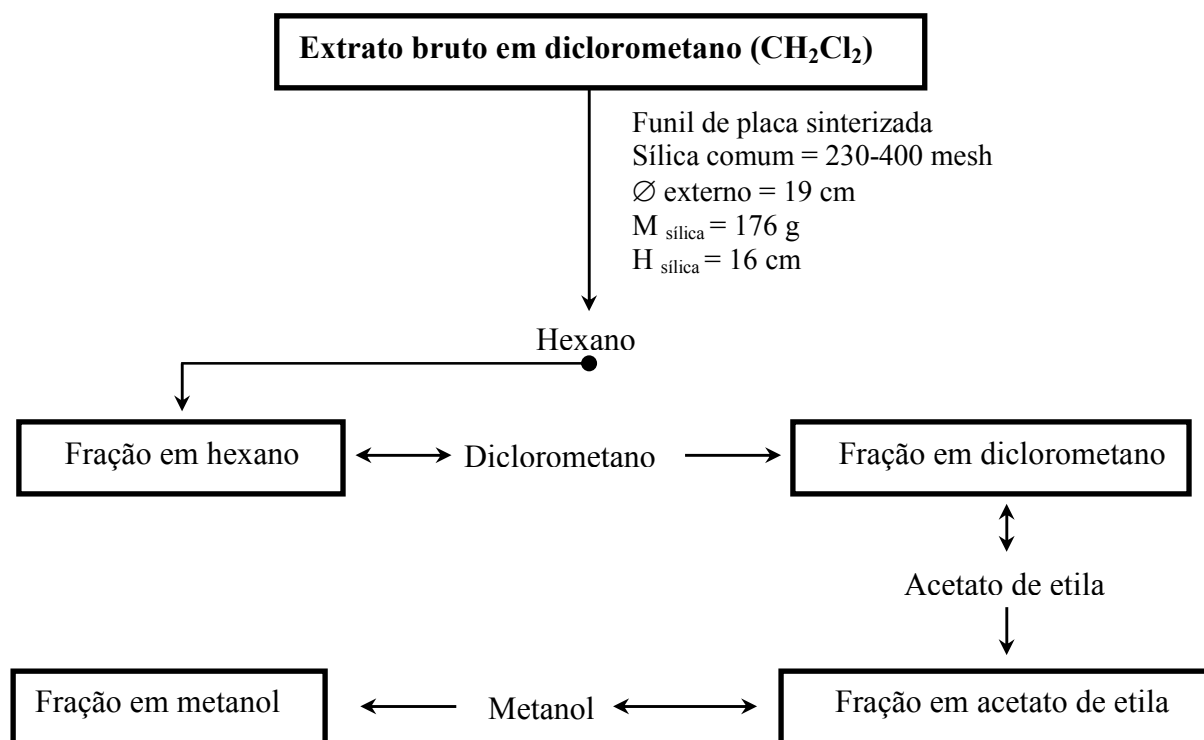


Figura 3 - Esquema do fracionamento do extrato em diclorometano de ramos de *Trichilia pallida* e de folhas de *Toona ciliata*

As frações obtidas, de ambas as espécies de Meliaceae, foram concentradas em evaporador rotativo a 40°C , à pressão reduzida, mediante o uso de trompa de água. Após esse processo as frações foram colocadas em capela com fluxo de ar até a completa evaporação dos solventes. Em seguida, suas massas foram aferidas e os rendimentos de extração foram determinados, tendo-se como base as massas dos respectivos extratos em diclorometano.

3.5.5 Avaliação da bioatividade das frações obtidas dos dois extratos brutos selecionados em relação a *B. tabaci* biótipo B

3.5.5.1 Experimento 1

Após obtenção das frações dos extratos em diclorometano de ramos de *T. pallida* e de folhas de *T. ciliata*, fez-se este bioensaio com o objetivo de selecionar a fração com maior atividade inseticida sobre ninfas de mosca-branca.

Para avaliação da atividade ninficida, a técnica para infestação dos adultos e obtenção de ninfas foi a mesma descrita no item 3.5.1. Nove dias após a infestação, quando as ninfas de 2-3 dias de idade já estavam fixas, foi feita a contagem das mesmas em cada folíolo. Estes, contendo cerca de 50 ninfas cada, foram pulverizados com os extratos na concentração de 0,56% e com os dois controles, água destilada e acetona, por meio de mini-atomizador. Sete dias após a pulverização, foi realizada a contagem do número de ninfas vivas e mortas.

O delineamento experimental foi o inteiramente casualizado com 9 tratamentos (sete frações, dois controles, água destilada e acetona) e sete repetições, sendo que cada repetição correspondeu a dois folíolos por planta. Foi determinada a eficiência dos extratos pela fórmula de Schneider-Orelli (1947), sendo utilizado para determinação da eficiência o tratamento controle (água ou acetona) que causou maior mortalidade.

3.5.5.2 Experimento 2

Embora a concentração de 0,56% tenha permitido avaliar a bioatividade das frações, este experimento foi repetido utilizando-se os mesmos procedimentos do anterior (item 3.5.5.1), reduzindo-se, entretanto, a concentração à metade (0,28%), visando discriminar melhor o efeito ninficida e utilizando-se, em substituição ao controle acetona, uma mistura acetona + água destilada. Para isso, os extratos foram diluídos em 5 ml de acetona e completado o volume a 20 ml com água. Essa alteração da técnica de diluição foi adotada para tentar reduzir a mortalidade no controle acetona. As soluções obtidas foram então pulverizadas sobre os folíolos por meio de mini-atomizador. Sete dias após a pulverização, foi realizada a contagem do número de ninfas vivas e mortas.

O delineamento experimental foi o inteiramente casualizado com 11 tratamentos [sete frações, dois controles (água destilada e acetona+água destilada) e extratos brutos de ramos de *T. pallida* e de folhas de *T. ciliata*] e quatro repetições, sendo que cada repetição correspondeu a dois folíolos por planta.

3.5.6 Avaliação da repelência e deterrência das frações obtidas dos dois extratos brutos selecionados em relação a *B. tabaci* biótipo B

Para avaliar a possível repelência dos adultos e deterrência para oviposição causada pelas frações, foram utilizadas gaiolas de plástico transparente de 16 cm de altura e 13 cm de diâmetro, com tampa e fundo plástico. Na tampa, um orifício de 6 cm de diâmetro, coberto com tela anti-afídeo, permitia a aeração da gaiola. Em seu interior, duas mangueiras plásticas (5 cm de comprimento) cheias de água destilada eram presas em suportes plástico junto à parede interna da gaiola em lados opostos, onde foi colocado de um lado um folíolo tratado com a fração e do outro um folíolo tratado com água destilada. Os folíolos foram pulverizados com as frações na concentração de 0,28% e com água destilada por meio de mini-atomizador e deixados sobre papel filtro por cerca de 10 min para retirada do excesso de umidade. Um orifício lateral permitia a introdução dos insetos infestantes. Cada gaiola com dois folíolos de tomateiro foi infestada com 20 casais de mosca-branca durante 24h. Passado esse período, foi registrado o número de adultos e o número de ovos na superfície abaxial de cada folíolo.

O delineamento experimental foi o inteiramente casualizado com sete tratamentos (sete frações) e oito repetições.

3.6 Análise estatística

Os resultados obtidos de mortalidade de ovos e ninfas e período embrionário foram analisados conforme análise de variância e as médias comparadas pelo teste de Tukey ($\alpha=0,05$). Os testes de Bartlett (BARTLETT, 1937) e Shapiro-Wilk (SHAPIRO; WILK, 1965) foram aplicados para avaliar as pressuposições de homocedasticidade de variâncias dos tratamentos e normalidade dos resíduos, respectivamente. Na ausência destes pressupostos, os dados foram transformados pelo Método Potência Ótima de Box-Cox (BOX; COX, 1964). Esse método de

transformação depende diretamente de um parâmetro λ que é o coeficiente de transformação dos dados e indica o tipo de transformação necessária. No item 3.5.1 os dados também foram analisados conforme análise de regressão não linear. Nesse estudo, as análises foram realizadas utilizando o programa SAS de computação estatística (SAS INSTITUTE, 2002-2003).

Para a análise de repelência de adultos e deterrência para oviposição, foi utilizado o Índice de Repelência (IR) (adaptado de LIN; KOGAN; FISCHER, 1990), calculado pela fórmula: $IR = 2G / (G+P)$ onde G = % de insetos na planta teste e P = % de insetos na testemunha, nos experimentos para avaliação da repelência e deterrência, ambos a 5% de probabilidade de erro. Com base no IR e no desvio padrão obtidos, determinou-se o Intervalo de Classificação (IClass.)

(TAVARES, 2006) para as médias dos tratamentos, pela fórmula: $I_{Class.} = 1 \pm t_{(n-1; \alpha=0.05)} \times \frac{DP}{\sqrt{n}}$;

onde t = valor de “t” tabelado; DP = desvio padrão; n = número de repetições. Os extratos foram considerados neutros quando o valor do IR ficou compreendido dentro do IClass., repelentes ou deterrentes quando o valor do IR foi inferior ao menor valor obtido para o IClass. e atraentes ou estimulantes quando o IR foi superior ao maior IClass. calculado.

Os dados de deterrência para oviposição também foram submetidos à análise de variância e as médias comparadas pelo teste de Tukey ($\alpha=0,05$).

4 RESULTADOS E DISCUSSÃO

4.1 Rendimento dos extratos orgânicos de meliáceas

4.1.1 Rendimento dos extratos brutos em solvente diclorometano e etanol das quatro espécies de meliáceas

De modo geral, os rendimentos dos extratos em solvente diclorometano de folhas e de ramos das quatro espécies de meliáceas (*Azadirachta indica*, *Melia azedarach*, *Toona ciliata* e *Trichilia pallida*) apresentaram maior variação entre estruturas de uma mesma espécie do que entre as espécies (Tabela 3).

Para os extratos de folhas, *M. azedarach* apresentou o menor rendimento (4,70%) e *T. pallida* o maior (8,12%), com variação, entretanto, de apenas 3,42 pontos percentuais entre o menor e o maior rendimento. Considerando os extratos de ramos, os rendimentos obtidos para as quatro espécies vegetais foram muito próximos, variando de 1,13 a 1,75%.

Tabela 3 - Rendimento na obtenção de extratos em solvente diclorometano de folhas e ramos de quatro espécies de meliáceas

Espécie	Estrutura	Material vegetal (g)	Rendimento ¹	
			(g)	(%)
<i>A. indica</i>	Folhas	240	12,84	5,35
	Ramos	720	11,53	1,60
<i>M. azedarach</i>	Folhas	565	26,59	4,70
	Ramos	540	9,45	1,75
<i>T. ciliata</i>	Folhas	415	29,16	7,02
	Ramos	375	4,82	1,28
<i>T. pallida</i>	Folhas	860	69,82	8,12
	Ramos	698	7,89	1,13

¹ Obtido a partir da quantidade (g) de material vegetal moído

Em princípio, o rendimento superior do extrato de folhas pode ser vantajoso, uma vez que as folhas são mais abundantes e comprometem menos a sobrevivência e o desenvolvimento das plantas.

Diferentemente, Cunha (2004), trabalhando com espécies do mesmo gênero (*Trichilia pallida* e *T. pallens*) encontrou maior variação entre as duas espécies do que entre as estruturas da mesma espécie, o que, no entanto, foi obtido com o uso de extratos aquosos, o que deve ter influenciado na diferença de rendimento. O mesmo autor, trabalhando com extratos orgânicos, encontrou um rendimento de 1,67% para o extrato diclorometânico de folhas de *T. pallida*, resultado inferior ao encontrado neste trabalho (8,12%). Provavelmente, a diferença nos rendimentos foi consequência da metodologia de extração, uma vez que Cunha (2004) fez extração por maceração e neste trabalho utilizou-se o extrator de Soxhlet para obtenção dos extratos.

Gnoatto et al. (2007), estudando dois métodos de extração (Soxhlet e decocção) de metilxantinas em erva-mate (*Ilex paraguariensis*), demonstraram que a metodologia de extração influencia diretamente no teor destes compostos.

Os rendimentos obtidos com extratos etanólicos foram superiores aos dos extratos diclorometânicos (Tabela 4) tanto para folhas como para ramos. Isso possivelmente ocorreu devido ao tipo de solvente utilizado. Entretanto, essas diferenças de rendimento, apenas numéricas, não significam que haverá maior facilidade de obtenção de substância com atividade inseticida.

Rocha (2004) obteve rendimentos superiores para extratos metanólicos (comparável ao etanol em termos de polaridade) de galhos e de folhas de *T. pallida* e de *Trichilia rubra* e de galhos e de raízes de *Adiscanthus fusciflorus* em relação aos extratos hexânicos.

Na comparação do rendimento dos extratos etanólicos de folhas e de ramos dentro de cada espécie vegetal, constatou-se que a variação em *A. indica* e *T. ciliata* foi menor do que para *M. azedarach* e *T. pallida* (Tabela 4).

Tabela 4 - Rendimento na obtenção de extratos em solvente etanol de folhas e ramos de quatro espécies de meliáceas

Espécie	Estrutura	Material vegetal (g)	Rendimento ¹	
			(g)	(%)
<i>A. indica</i>	Folhas	200	27,41	13,70
	Ramos	150	20,88	13,92
<i>M. azedarach</i>	Folhas	200	39,58	19,79
	Ramos	200	18,24	9,12
<i>T. ciliata</i>	Folhas	200	36,30	18,15
	Ramos	119	21,45	18,02
<i>T. pallida</i>	Folhas	200	35,67	17,83
	Ramos	200	11,32	5,66

¹ Obtido a partir da quantidade (g) de material vegetal moído

4.1.2 Rendimento de frações dos extratos em diclorometano de folhas de *T. ciliata* e de ramos de *T. pallida*

Os rendimentos das frações de folhas de *T. ciliata* (62,85%) e de ramos de *T. pallida* (48,73%) em acetato de etila foram superiores aos das demais frações, vindo a seguir os rendimentos obtidos com metanol e diclorometano para *T. pallida* e diclorometano e metanol para *T. ciliata*, sendo que os rendimentos mais baixos foram obtidos com as frações hexânicas para as duas espécies de plantas (Tabela 5). O menor rendimento em solvente hexano pode ser devido à natureza das substâncias químicas contidas na amostra, cujas frações apresentaram menor quantidade de substâncias apolares.

A fração de ramos de *T. pallida* em hexano teve um rendimento tão baixo, que a quantidade de massa foi inferior à necessária para ser utilizada nos ensaios com a mosca-branca. Rocha (2004) encontrou variação relativamente alta entre as frações de extratos de *T. pallida* em diferentes solventes.

Com exceção do metanol, para os demais solventes os extratos obtidos de folhas de *T. ciliata* apresentaram maior rendimento que os de ramos de *T. pallida*. Os resultados obtidos com

ramos de *T. pallida* (1,30; 17,98; 48,73 e 27,0%) nos solventes hexano, diclorometano, acetato de etila e metanol, respectivamente, foram inferiores aos obtidos por Cunha et al. (2005) que trabalharam com extrato em diclorometano de folhas de *T. pallida*. Neste trabalho, os autores obtiveram para as frações hexânicas e metanólicas rendimentos de 15,68 e 69,87%, respectivamente, após partição líquido-líquido, do extrato em diclorometano de folhas de *T. pallida*.

Tabela 5 - Rendimento na obtenção de frações, após cromatografia líquida a vácuo (CLV), do extrato em solvente diclorometano de folhas de *Toona ciliata* e de ramos de *Trichilia pallida*

Espécie (Estrutura)	Fração	Rendimento	
		(g)	(%)
<i>T. pallida</i> ¹ (ramos)	Hexano	0,08	1,30
	Diclorometano	1,06	17,98
	Acetato de etila	2,88	48,73
	Metanol	1,59	27,00
<i>T. ciliata</i> ² (folha)	Hexano	1,01	9,62
	Diclorometano	5,18	49,20
	Acetato de etila	6,62	62,85
	Metanol	1,58	15,02

¹ Rendimento obtido a partir da 5,90 g do extrato em solvente diclorometano

² Rendimento obtido a partir de 10,53 g do extrato em solvente diclorometano

4.2 Determinação da concentração adequada do extrato em diclorometano de folhas de *T. pallida* a ser utilizada nos experimentos com *B. tabaci* biótipo B

4.2.1 Experimento 1

Até na concentração do extrato de 1%, foi observada uma correlação positiva entre a concentração do extrato em diclorometano de folhas de *T. pallida* e a mortalidade de ninfas de *Bemisia tabaci* biótipo B, ou seja, com aumento na concentração do extrato, registrou-se aumento

na mortalidade de ninfas. A partir da concentração de 1%, no entanto, a mortalidade ninfal se estabilizou (Figura 4 e Tabela 6).

Com exceção do tratamento com menor concentração (0,32%), que causou 21,11% de mortalidade, todos os outros diferiram dos controles (água e acetona) que provocaram 9,29 e 9,36% de mortalidade respectivamente (Tabela 6). A mortalidade de 61,78% registrada na concentração de 0,56% diferiu da obtida em todos os tratamentos, sendo superior à constatada na concentração de 0,32% e inferior às registradas nos tratamentos com concentração igual ou maior a 1% que causaram mortalidade entre 86,02 e 88,42% (Tabela 6).

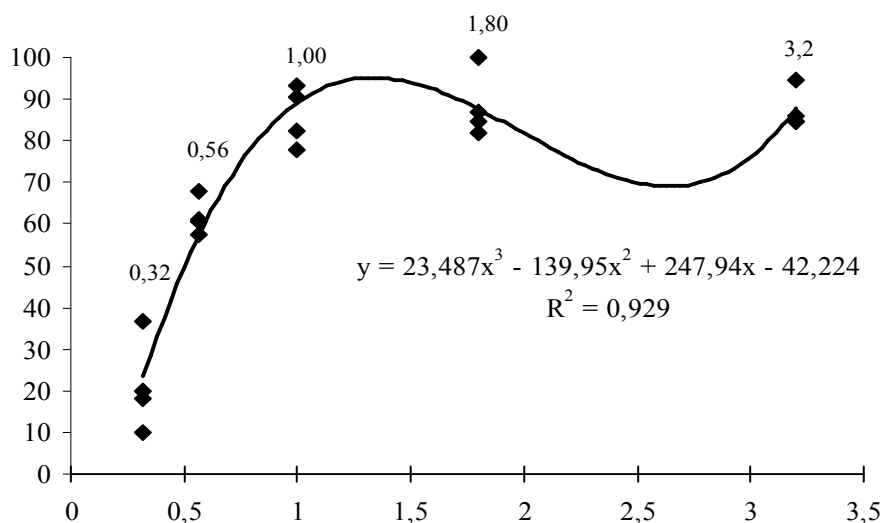


Figura 4 - Concentração do extrato em diclorometano de folhas de *Trichilia pallida* e a mortalidade de ninfas de *Bemisia tabaci* biótipo B, em tomateiro, em casa de vegetação. Temp.: $24,26 \pm 5,42^{\circ}\text{C}$; UR: $70,05 \pm 30,0\%$; fotoperíodo natural

A finalidade desse experimento foi a de selecionar uma concentração de extrato de *T. pallida* que provocasse cerca de 50 a 60% de mortalidade de ninfas, para ser utilizada no *screening* e nos bioensaios seguintes, porém devido à estabilidade da mortalidade nas concentrações superiores a 1%, optou-se por repetir o experimento, incluindo-se três novas concentrações: uma inferior à menor concentração, uma intermediária a 0,56 e 1% e uma superior à maior concentração empregada no primeiro experimento, para tentar, com uma maior amplitude de concentrações, encontrar uma adequada para os estudos subseqüentes.

4.2.2 Experimento 2

Neste experimento, também se observou uma correlação positiva entre a concentração e a mortalidade de ninfas, embora, a partir da concentração de 1% que causou mortalidade de 91,85%, tenha havido uma tendência de decréscimo na mortalidade (Figura 5 e Tabela 6).

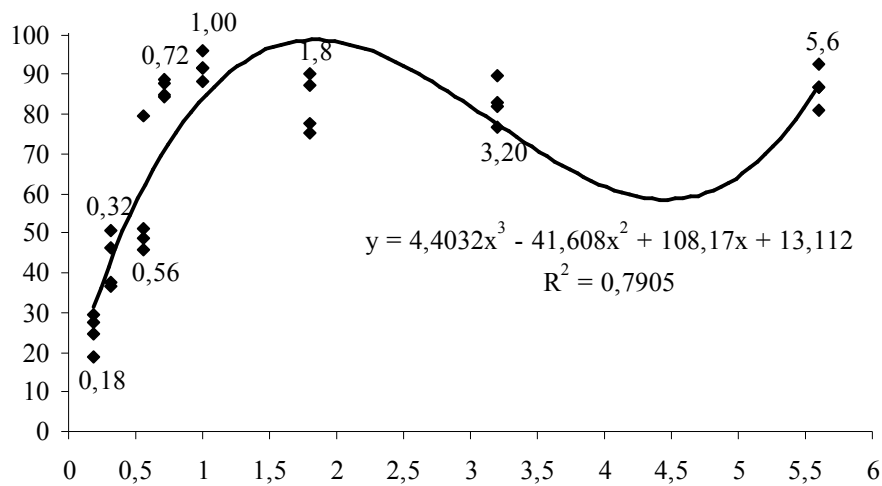


Figura 5 - Concentração do extrato em diclorometano de folhas de *Trichilia pallida* e a mortalidade de ninfas de *Bemisia tabaci* biótipo B, em tomateiro, em casa de vegetação. Temp.: $25,75 \pm 4,96^\circ\text{C}$; UR: $68,15 \pm 31,05\%$; fotoperíodo natural

Em todas as concentrações testadas (0,18; 0,32; 0,56; 0,72; 1,00; 1,8; 3,2 e 5,6%) as mortalidades ninfaís registradas foram superiores às obtidas nos controles água (7,58%) e acetona (7,55%). As mortalidades constatadas a 0,18; 0,32 e 0,56%, cujos valores foram, respectivamente, 25,12; 42,88 e 56,30% diferiram entre si. Nas cinco maiores concentrações, entretanto, as mortalidades registradas (variáveis entre 82,75 e 91,85%) não diferiram entre si, embora tenham diferido das mortalidades obtidas nas concentrações menores ou iguais a 0,56% (Figura 5 e Tabela 6).

Na comparação entre os dois experimentos, observa-se que a concentração 0,18% (segundo experimento) causou mortalidade superior à ocasionada pela concentração de 0,32% no primeiro experimento. Observa-se ainda, para a concentração de 0,32%, um aumento na mortalidade ninfaís de 21,11% no primeiro experimento para 42,88% no segundo, o que se constituiu na maior

variação para uma mesma concentração entre os dois experimentos. As demais variações, na comparação entre mesmas concentrações dos dois experimentos, foram relativamente pequenas e normais para esse tipo de experimento (Tabela 6). Com relação a *T. pallida*, Souza e Vendramim (2000a), em dois experimentos com extratos aquosos de ramos a 2%, também constataram variabilidade de 19,32% quando comparados os valores de eficiência dos extratos para a mortalidade de ninfas da mosca-branca nos dois experimentos. Posteriormente, Souza e Vendramim (2001) registraram alta variabilidade quando avaliaram a atividade de extratos aquosos de *M. azedarach* sobre ovos de mosca-branca, sendo que os extratos de frutos verdes e de frutos maduros foram as estruturas da planta com a maior variação (26,9% e 24,4% respectivamente) e o de folhas com a menor (12,4%).

Tabela 6 - Médias (\pm EP) de mortalidade de ninfas de *Bemisia tabaci* biótipo B, em tomateiro, após aplicação de extrato em diclorometano em diferentes concentrações de *Trichilia pallida* em casa de vegetação. Experimento 1: Temp.: $24,26 \pm 5,42^{\circ}\text{C}$; UR: $70,05 \pm 30,0\%$; fotoperíodo natural e Experimento 2: Temp.: $25,75 \pm 4,96^{\circ}\text{C}$; UR: $68,15 \pm 31,05\%$; fotoperíodo natural

Concentrações	Experimento 1		Experimento 2	
	Ninfas / folíolo	Mortalidade (%) [*]	Ninfas / folíolo	Mortalidade (%) [*]
Água	60,25	$9,29 \pm 3,24$ c	69,23	$7,58 \pm 1,50$ e
Acetona	70,50	$9,36 \pm 1,06$ c	86,30	$7,55 \pm 1,56$ e
0,18	---	---	84,85	$25,12 \pm 1,64$ d
0,32	85,75	$21,11 \pm 5,66$ c	72,78	$42,88 \pm 2,39$ c
0,56	79,25	$61,78 \pm 2,16$ b	40,88	$56,30 \pm 5,56$ b
0,72	---	---	61,35	$86,43 \pm 0,77$ a
1,0	40,25	$86,02 \pm 3,54$ a	53,35	$91,85 \pm 1,08$ a
1,8	48,75	$88,42 \pm 4,00$ a	51,50	$82,75 \pm 3,63$ a
3,2	49,00	$87,60 \pm 2,34$ a	58,00	$82,83 \pm 2,62$ a
5,6	---	---	30,20	$86,79 \pm 2,32$ a
CV		13,19		11,99

* Médias seguidas de mesma letra, nas colunas, não diferem entre si pelo teste de Tukey ($p > 0,05$)

Em outro contexto, Souza e Vendramim (2005) constataram variações semelhantes entre experimentos distintos em que empregaram os mesmos tratamentos para avaliação da mortalidade de ninfas de *B. tabaci* biótipo B em folhas de tomateiro tratadas com extratos

aqueos de sementes de nim. Considerando uma eficiência de cerca de 70%, esses mesmos autores constataram que para o efeito translaminar foi necessária uma concentração de 1%, enquanto que para os efeitos sistêmico e de contato, a mortalidade de cerca de 70% foi obtida com concentrações menores (0,5 e 0,3%, respectivamente).

Assim, com base nos resultados obtidos e levando-se em conta o objetivo desses experimentos, a concentração selecionada para ser usada nos bioensaios subsequentes foi 0,56 %, a qual ocasionou mortalidade entre 50 e 60% e diferiu dos demais tratamentos em ambos experimentos (Tabela 6).

4.3 Avaliação da atividade inseticida de extratos em solvente diclorometano e etanol de folhas e de ramos de quatro meliáceas sobre *B. tabaci* biótipo B

Todos os extratos em diclorometano causaram mortalidade de ovos e de ninfas, porém não apresentaram diferenças entre si, diferindo apenas dos dois controles (água destilada e acetona), que por sua vez também não diferiram entre si (Tabela 7).

A mortalidade de ovos nos tratamentos com extrato variou de 7,74 a 25,35%, enquanto nos controles água e acetona as mortalidades foram 0 e 2,50%, respectivamente. Por outro lado, quando se consideram as eficiências (corrigindo-se os valores de mortalidade pela fórmula de Schneider e Orelli, 1947), os valores variaram entre 5,38 e 23,44% (Tabela 7).

Já no que se refere à mortalidade de ninfas, a variação foi de 67,79 a 98,22% (eficiências variáveis de 64,12 a 98,02%), enquanto nos tratamentos controles as mortalidades foram de 10,25% (água) e 1,46% (acetona) (Tabela 7).

Embora, conforme mencionado, não tenha havido diferença na mortalidade entre os tratamentos com extrato, constata-se uma tendência de maior efeito ovicida para os extratos de ramos de *M. azedarach* (25,35%; eficiência de 23,44%) e de ramos de *T. ciliata* (21,64%; eficiência de 19,63%) (Tabela 7).

Igualmente, no que se refere ao efeito ninficida, observa-se uma tendência de maior mortalidade causada pelos tratamentos com os extratos de ramos e de folhas de *T. ciliata* (98,22 e 91,38%; eficiências de 98,02 e 90,40%, respectivamente) e de ramos de *T. pallida* (91,30%; eficiências de 90,31%) (Tabela 7).

Por outro lado, apesar de não ter sido feita comparação estatística entre as mortalidades de ovos e ninfas, fica evidente que a mortalidade de ninfas foi superior a de ovos. Assim, enquanto na fase de ovo, o extrato com maior eficiência causou 23,44% de mortalidade (extratos de ramos de *M. azedarach* em diclorometano) na fase de ninfa a quase totalidade dos insetos (98,02%) foi controlada com o extrato mais eficiente (extratos de ramos de *T. ciliata*).

Tabela 7 - Médias (\pm EP) de mortalidade das fases de ovo e ninfa de *Bemisia tabaci* biótipo B, em tomateiro, após aplicação de extratos em diclorometano de diferentes estruturas vegetais e espécies de plantas da família meliácea em casa de vegetação. Temp.: $27,45 \pm 3,64^\circ\text{C}$; UR: $67,19 \pm 29,21\%$; fotoperíodo natural.

Extratos	Ovos		Ninfas		
	Mortalidade ^{*,1} (%)	Eficiência (%)	Mortalidade ^{*,1} (%)	Eficiência ² (%)	
Água	0 \pm 0	b	10,25 \pm 2,15	b	
Acetona	2,50 \pm 2,16	b	1,46 \pm 0,85	b	
<i>T. pallida</i>	Folhas	10,07 \pm 2,02	7,77	73,19 \pm 12,34	70,12
	Ramos	7,74 \pm 1,51	5,38	91,31 \pm 2,08	90,31
<i>A. indica</i>	Folhas	16,93 \pm 5,61	14,80	67,79 \pm 9,00	64,12
	Ramos	16,87 \pm 4,68	14,74	72,34 \pm 5,15	69,18
<i>M. azedarach</i>	Folhas	17,51 \pm 4,17	15,39	75,91 \pm 7,26	73,16
	Ramos	25,35 \pm 5,56	23,44	88,18 \pm 3,59	86,83
<i>T. ciliata</i>	Folhas	19,16 \pm 2,83	17,09	91,39 \pm 5,43	90,40
	Ramos	21,64 \pm 6,30	19,63	98,22 \pm 0,90	98,02
CV (%)	28,24		10,33		

* Médias seguidas de mesma letra, nas colunas, não diferem entre si pelo teste de Tukey ($p > 0,05$)

¹ Dados transformados pelo Método da Potência Ótima de Box-Cox com $\lambda = \log_{10}(X + 0,5)$ (ovos) e $\lambda = \sqrt{x + 0,5}$ (ninfas)

² Determinada pela fórmula de Schneider-Orelli (1947)

Apesar de os extratos diferirem das testemunhas, os resultados de eficiência para o controle de ovos obtidos neste ensaio de forma geral foram baixos, variando entre 7,61 e 23,56%. Comparando-se com a DL_{50} obtida por Prabhaker, Toscano e Coudriet (1989) para extratos de sementes de nim, pode-se sugerir que a baixa eficiência possivelmente seja reflexo de uma baixa concentração (5.600 ppm) dos extratos utilizados. Outros trabalhos corroboram com essa hipótese, como o de Souza e Vendramim (2000a) que constataram eficiência no controle de ovos acima de 30% apenas para concentração de 30.000 ppm quando foi utilizado o extrato aquoso de folhas de *M. azedarach* e a partir de 20.000 ppm com o extrato aquoso de ramos de *T. pallida*.

Comparando-se, por outro lado, as mortalidades causadas pelos extratos das duas estruturas vegetais (ramos e folhas) das quatro espécies de meliáceas, verifica-se que, com exceção da mortalidade de ovos com extratos de *T. pallida* e de *A. indica* (Tabela 7), nos demais casos, embora não tenha se constatado diferença estatística entre as médias, há uma tendência de maior mortalidade com os extratos de ramos em relação aos extratos de folhas tanto para ninfas como para ovos.

O efeito de extratos de *T. ciliata* sobre *B. tabaci* biótipo B ainda não havia sido reportado, no Brasil. O efeito de extratos desta planta, contudo, já tinha sido avaliado sobre *Spodoptera frugiperda* por Rodríguez e Vendramim (1997) que constataram que as lagartas alimentadas em dieta artificial contendo extratos de folhas alongaram o seu período de desenvolvimento e produziram pupas mais leves. Utilizando extratos de caule de *T. ciliata*, entretanto, os referidos autores não registraram efeitos sobre *S. frugiperda*. Apesar dos resultados obtidos com essa espécie de planta no presente estudo não ter diferido dos demais tratamentos, os resultados são promissores.

A mortalidade de ovos nos tratamentos em que se utilizou o etanol como solvente variou de 0,90 a 30,86% (eficiências entre 0,00 e 21,01%) para uma variação de 2,19 a 12,47% nos controles acetona e água, respectivamente. Em relação à mortalidade de ninfas, a variação foi de 69,20 a 97,56% (eficiências variáveis de 59,43 a 96,79%), enquanto nos controles as mortalidades foram 11,41% (água) e 24,08% (acetona) (Tabela 8).

No que se refere ao efeito sobre ovos, os tratamentos que causaram maior mortalidade foram os extratos de folhas de *A. indica* (30,86%; eficiência de 21,01%), de folhas e de ramos de *M. azedarach* (28,26 e 28,23%; eficiências de 18,04 e 18,00%, respectivamente), cujos valores diferiram dos constatados com os extratos de ramos de *A. indica* (0,90%; eficiência nula), de folhas e de ramos de *T. ciliata* (2,84 e 3,03%, também com eficiência nula nos dois casos) e com a testemunha acetona (2,19%). Com os demais tratamentos (extratos de folhas e de ramos de *T. pallida* e testemunha água) os valores de mortalidade foram intermediários (Tabela 8).

Em relação ao efeito ninficida, todos os tratamentos foram eficientes já que as mortalidades (variáveis de 69,20 a 97,56%; eficiências variáveis de 59,43 a 96,79%) foram superiores às registradas nas testemunhas água (11,41%) e acetona (24,08%). Por outro lado, embora os referidos tratamentos com extratos não tenham diferido entre si, observa-se uma tendência de maior mortalidade em alguns dos tratamentos, principalmente aqueles em que foram empregados

os extratos de ramos de *M. azedarach* (97,56%; eficiência de 96,79%) e de ramos e de folhas de *A. indica* (95,45 e 92,94%; eficiências de 94,01 e 90,71%, respectivamente) (Tabela 8).

Tabela 8 - Médias (\pm EP) de mortalidade das fases de ovo e ninfa de *Bemisia tabaci* biótipo B, em tomateiro, após aplicação de extratos em etanol de diferentes estruturas vegetais e espécies de plantas da família meliácea em casa de vegetação. Temp.: $28,31 \pm 4,74^\circ\text{C}$; UR: $66,19 \pm 30,22\%$; fotoperíodo natural

Extratos	Ovos		Ninfas		
	Mortalidade ^{*,1} (%)	Eficiência (%)	Mortalidade ^{*,1} (%)	Eficiência ² (%)	
Água	12,47 \pm 5,61 abc	---	11,41 \pm 0,73 b	---	
Acetona	2,19 \pm 0,76 bc	---	24,08 \pm 5,01 b	---	
<i>T. pallida</i>	Folhas	11,78 \pm 8,52 abc	0,00	86,96 \pm 6,08 a	82,82
	Ramos	24,63 \pm 6,19 ab	13,90	69,20 \pm 12,89 a	59,43
<i>A. indica</i>	Folhas	30,86 \pm 3,77 a	21,01	92,94 \pm 3,58 a	90,71
	Ramos	0,90 \pm 0,65 c	0,00	95,45 \pm 1,78 a	94,01
<i>M. azedarach</i>	Folhas	28,26 \pm 1,78 a	18,04	82,64 \pm 11,01 a	77,13
	Ramos	28,23 \pm 6,42 a	18,00	97,56 \pm 2,44 a	96,79
<i>T. ciliata</i>	Folhas	2,84 \pm 1,88 c	0,00	90,68 \pm 6,11 a	87,73
	Ramos	3,03 \pm 1,32 bc	0,00	89,99 \pm 7,36 a	86,82
CV (%)	53,92		18,58		

*Médias seguidas de mesma letra, nas colunas, não diferem entre si pelo teste de Tukey ($p > 0,05$)

¹Dados transformados pelo Método da Potência Ótima de Box-Cox com $\lambda = \log_{10}(X + 0,5)$ (ovos)

²Determinada pela fórmula de Schneider-Orelli (1947)

Similarmente ao que aconteceu com os extratos diclorometânicos, observa-se que, mesmo não tendo sido feita a comparação estatística entre os valores de mortalidade de ovos e de ninfas, fica evidente que a mortalidade de ninfas foi superior a de ovos (Tabela 8).

Prabhaker, Toscano e Coudriet (1989), trabalhando com cinco inseticidas e extratos de sementes de nim, constataram que, entre os estádios imaturos de *B. tabaci*, a fase de ovo é a mais difícil de ser controlada. Segundo esses autores, a DL_{50} de extratos de sementes de nim para a fase de ovo foi de 16.890 ppm, cerca de 12 vezes maior que a DL_{50} obtida com ninfa de primeiro ínstar (1.435 ppm), a fase mais suscetível do inseto. Ainda segundo esses autores, o ovo é mais difícil de ser afetado por estar protegido pelo córion, enquanto que a fase de “pupa” é menos sensível do que os primeiros ínstars ninfais devido ao seu maior tamanho exigindo uma maior concentração

dos inseticidas para alcançar efeito semelhante ao ocasionado em ninfas, ou ainda pela menor quantidade dos compostos inseticidas que realmente penetra o tegumento “pupal”.

Trabalhos como os de Coudriet, Prabhaker e Meyrdirk (1985) e Abou-Fakhr Hammad et al. (2000) também têm apontado que a fase ninfal é a mais afetada pelos extratos botânicos. No que se refere ao nim, Coudriet, Prabhaker e Meyrdirk (1985) sugerem que a maior sensibilidade das ninfas de estádios iniciais apresentam ao nim se deva a ação dos derivados dessa planta no sistema neuro-endócrino que regula a produção de ecdisteróides ou pela sua ação como anti-ecdisteróides.

4.4 Bioatividade dos extratos brutos selecionados em relação a *B. tabaci* biótipo B

4.4.1 Efeito sobre os ovos

Os extratos que causaram maior efeito ovicida foram aqueles em diclorometano de ramos de *T. pallida* (33,47%; eficiência de 27,43%) e de ramos de *T. ciliata* (26,33%; eficiência de 19,64%) diferindo das mortalidades ocasionadas pelo extrato em diclorometano de folhas de *T. ciliata* (4,89%; eficiência nula) e pela testemunha acetona (1,44%), não diferindo daquelas causadas pelos extratos em etanol de ramos de *A. indica*, de folhas de *A. indica* e de ramos de *M. azedarach* (18,53; 13,22 e 9,22%, correspondendo às eficiências de 11,13; 5,35 e 0,98%, respectivamente) e pela testemunha água (8,32%) (Tabela 9).

A dificuldade de controle dos ovos de mosca-branca fica evidenciada ao se observar o trabalho de Price, Schuster e McClain (1990) que não constataram efeito ovicida da azadiractina (20ppm) quando comparada à testemunha. Já Prabhaker, Toscano e Coudriet (1989) relataram que alguns inseticidas e uma formulação à base de nim foram menos efetivos sobre ovos, os quais foram mortos somente com altas doses em comparação à dose letal necessária para ninfas. Contudo, estes autores testaram tratamentos diferentes dos utilizados neste trabalho.

Souza e Vendramim (2000a), avaliando o efeito de extratos aquosos de folhas de *M. azedarach* e de ramos de *T. pallida*, nas concentrações de 1, 2 e 3% sobre ovos, encontraram mortalidades superiores com os extratos de *T. pallida* a 2 e 3% com 36,67 e 52,32%, respectivamente, e de 31,90% para *M. azedarach* a 3%, não diferindo entre si, resultados próximos aos obtidos com os tratamentos mais eficientes na presente pesquisa.

Em outra pesquisa para avaliar a atividade ovicida em relação a *B. tabaci*, Souza e Vendramim (2000b) testaram extratos aquosos de *T. pallida*, de *M. zedarach* e de *A. indica* e verificaram que os três extratos apresentaram efeito ovicida, destacando-se como mais eficiente o extrato de ramos de *T. pallida*, que provocou mortalidade de 38,65%, sendo esta superior às observadas com os extratos de frutos verdes de *M. azedarach* (31,31%) e de sementes de *A. indica* (nim) (28,91), os quais foram igualmente eficientes.

Tabela 9 - Médias (\pm EP) de mortalidade de ovos de *Bemisia tabaci* biótipo B, em tomateiro, após aplicação de seis extratos orgânicos de plantas da família meliácea. Temp.: 25,00 \pm 2°C; UR: 66,19 \pm 10%; fotofase: 14

Tratamentos	Nº. ovos/ folíolo	Mortalidade (%) ^{*,1}	Eficiência (%) ²
Água	38,71	8,32 \pm 5,76 abc	---
Acetona	33,00	1,44 \pm 1,88 c	---
³ ERTP (Diclorometano)	33,00	33,47 \pm 20,97 a	27,43
⁴ EFAI (Etanol)	75,14	13,22 \pm 8,90 abc	5,35
⁵ ERAI (Etanol)	33,14	18,53 \pm 18,83 ab	11,13
⁶ ERMA (Etanol)	30,14	9,22 \pm 8,44 abc	0,98
⁷ EFTC (Diclorometano)	34,57	4,89 \pm 4,97 bc	0,00
⁸ ERTC (Diclorometano)	56,33	26,33 \pm 20,40 a	19,64
CV%	---	20,60	---

*Médias seguidas de mesma letra, nas colunas, não diferem entre si pelo teste de Tukey ($p > 0,05$)

¹Dados transformados pelo Método da Potência Ótima de Box-Cox com $\lambda = x + 0,5$ ^(0,2)

²Determinada pela fórmula de Schneider-Orelli (1947)

³ERTP=Extrato de ramos de *T. pallida*; ⁴EFAI=Extrato de folhas de *A. indica*; ⁵ERAI=Extrato de ramos de *A. indica*; ⁶ERMA=Extrato de ramos de *M. azedarach*; ⁷EFTC=Extrato de folhas de *T. ciliata*; ⁸ERTC=Extrato de ramos de *T. ciliata*

O período embrionário, por outro lado, foi afetado apenas pelo extrato em etanol de ramos de *A. indica* com duração de 7,9 dias, diferindo dos valores registrados nos demais tratamentos com extrato e nas testemunhas água e acetona, que variaram entre 7,04 e 7,17 dias e que não diferiram entre si (Figura 4).

Foi observado que algumas ninfas apresentaram completo desenvolvimento embrionário e conseguiram romper o córion do ovo chegando a eclodir, porém morreram com o corpo parcialmente grudado ao ovo. Liu e Stansly (1995) também observaram este efeito ao aplicarem uma formulação à base de óleo da solanácea *Nicotiana gossei* sobre ovos de *B. tabaci* biótipo B. Prabhaker, Toscano e Coudriet (1989) e Prabhaker, Toscano e Henneberry (1999) observaram

que houve mortalidade de ninfas recém-eclodidas e mencionaram que a morte possivelmente tenha ocorrido devido ao contato das ninfas com resíduos tóxicos depositados na superfície do ovo ao tentarem se separar do córion. Isto também pode ter ocorrido no presente trabalho, uma vez que algumas ninfas saíram parcialmente do ovo, ou seja, ficaram com o corpo parcialmente fora do ovo, porém morreram sem conseguir se desprender totalmente do córion.

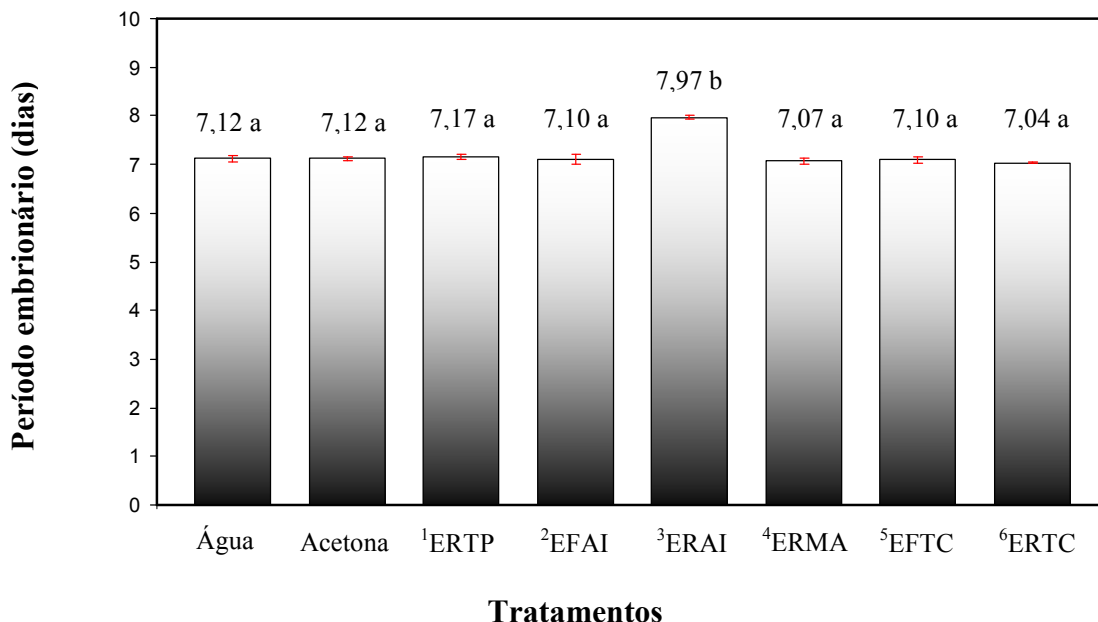


Figura 6 - Período embrionário de *Bemisia tabaci* biótipo B, em tomateiro, após aplicação de seis extratos orgânicos de plantas da família meliácea. Temp.: $25,00 \pm 2^\circ\text{C}$; UR: $66,19 \pm 10\%$; fotofase: 14h. Médias seguidas de mesma letra, nas colunas, não diferem entre si pelo teste de Tukey ($p > 0,05$). ¹ERTP=Extrato de ramos de *T. pallida*; ²ERAI=Extrato de folhas de *A. indica*; ³ERAI=Extrato de ramos de *A. indica*; ⁴ERMA=Extrato de ramos de *M. azedarach*; ⁵EFTC=Extrato de folhas de *T. ciliata*; ⁶ERTC=Extrato de ramos de *T. ciliata*

Souza e Vendramim (2000a) observaram que alguns insetos completaram o desenvolvimento embrionário, porém morreram sem conseguir romper completamente o córion do ovo, sugerindo que, em tais casos, os extratos não afetaram a embriogênese. Estes mesmos autores descartaram a hipótese de Prabhaker, Toscano e Coudriet (1989) e Prabhaker, Toscano e Henneberry (1999) para explicar a mortalidade constatada no trabalho deles, já que as ninfas mortas não chegaram a sair do ovo e, portanto, não tiveram contato com os possíveis resíduos dos extratos.

4.4.2 Efeito sobre ninfas

Todos os tratamentos com extratos foram eficientes no controle de ninfas quando comparados aos controles água e acetona. Embora os valores de mortalidade tenham variado entre 71,78 e 93,87% não houve diferença significativa entre as médias, ainda que se observe uma tendência de maior eficiência nos tratamentos com o extrato em diclorometano de ramos de *T. pallida* e de folhas de *T. ciliata* (93,87 e 93,52% de mortalidade, correspondendo a eficiências de 90,88 e 90,37%, respectivamente) (Tabela 10).

Estes resultados estão de acordo com Souza e Vendramim (2004) que também constataram que o extrato em clorofórmio (equivalente ao diclorometano em termos de polaridade) a 5 % (p/v) foi considerado o mais ativo sobre o inseto, embora os valores de mortalidade não tenham diferido entre si.

Outros autores também detectaram a eficiência de extratos em diclorometano ou em clorofórmio sobre diferentes espécies de lepidópteros. Jaglan et al. (1997) demonstraram a eficiência do clorofórmio em extrair compostos inseticidas de sementes e folhas de *A. indica* ao avaliarem a atividade de extratos orgânicos em metanol e de uma mistura (9:1) de clorofórmio e metanol dessa espécie sobre *Helicoverpa armigera*. Foi observado que o extrato obtido com a mistura de solventes foi mais eficiente sobre os insetos do que o extrato obtido a partir do metanol puro. Os autores atribuíram esse resultado à diferença de polaridade existente entre os dois solventes, pois o metanol, por ser altamente polar, poderia ter extraído muitas substâncias polares inativas para o inseto, como açúcares, taninos e outras, levando à diluição das substâncias ativas no extrato. Por outro lado, como o clorofórmio é um solvente de menor polaridade (polaridade intermediária), impediria a extração de substâncias inativas. Isso poderia explicar o fato de os extratos obtidos a partir da mistura clorofórmio + metanol terem se mostrado mais ativos sobre o inseto mesmo em concentrações mais baixas.

Rocha (2004), testando o extrato em hexano, em diclorometano e em metanol dos frutos de *T. pallida* em ensaio por ingestão com lagartas de primeiro ínstar de *S. frugiperda* na concentração de 1000 ppm, também constatou que o extrato em diclorometano provocou mortalidade de 84% e foi então submetido a sucessivos fracionamentos cromatográficos resultando no isolamento e identificação de três limonóides.

Cunha et al. (2005), mesmo não encontrando diferença entre extratos hexânicos, diclorometânicos e metanólicos de folhas de *T. pallida* em relação à mortalidade de lagartas de *Tuta absoluta* aos 3 e 6 dias após infestação, constataram uma tendência de maior mortalidade com o extrato em diclorometano que ocasionou mortalidade de 17,1% no sexto dia. No entanto, mesmo não tendo ocorrido diferença significativa entre os extratos em relação à mortalidade, observou-se que o peso de lagartas alimentadas em folíolos tratados com o extrato em diclorometano foi significativamente menor que o peso de lagartas expostas ao extrato em hexano e aos controles água e acetona. De maneira similar ao observado com *T. pallida*, o extrato em diclorometano de folhas de *T. pallens* apresentou-se mais promissor como fonte de substâncias com atividade sobre a traça-do-tomateiro que os extratos em hexano e em metanol (CUNHA et al., 2006).

Tabela 10 - Médias (\pm EP) de mortalidade de ninfas de *Bemisia tabaci* biótipo B, em tomateiro, após aplicação de seis extratos orgânicos de plantas da família meliácea. Temp.: 25,00 \pm 2°C; UR: 66,19 \pm 10%; fotofase: 14h

Tratamentos	Ninfas/folíolo ^{*,1}	Mortalidade ^{*,1} (%)	Eficiência ² (%)
Água	161,25	1,98 \pm 0,33 c	---
Acetona	115,00	32,72 \pm 10,07 b	---
³ ERTP (Diclorometano)	120,50	93,87 \pm 2,07 a	90,88
⁴ EFAI (Etanol)	179,50	89,51 \pm 4,68 a	84,40
⁵ ERAI (Etanol)	114,50	80,46 \pm 8,38 a	70,95
⁶ ERMA (Etanol)	119,75	86,02 \pm 9,20 a	79,22
⁷ EFTC (Diclorometano)	109,75	93,52 \pm 1,99 a	90,37
⁸ ERTC (Diclorometano)	93,25	71,78 \pm 16,34 a	58,06
CV%	---	14,45	---

* Médias seguidas pela mesma letra na coluna não diferem entre si pelo teste de Tukey ($p > 0,05$)

¹ Dados transformados pelo Método da Potência Ótima de Box-Cox com $\lambda = \sqrt{x}$

² Determinada pela fórmula de Schneider-Orelli (1947)

³ E RTP = Extrato de ramos de *T. pallida*; ⁴ ERAI = Extrato de folhas de *A. indica*; ⁵ ERAI = Extrato de ramos de *A. indica*; ⁶ ERMA = Extrato de ramos de *M. azedarach*; ⁷ EFTC = Extrato de folhas de *T. ciliata*; ⁸ ERTC = Extrato de ramos de *T. ciliata*

Observa-se que a mortalidade registrada no controle com acetona foi elevada (32,72%), sendo cerca de 16 vezes superior à encontrada no controle com água, mas ainda assim diferiu da mortalidade causada pelos extratos cujas eficiências variaram de 58,06% (extrato em

diclorometano de ramos de *T. ciliata*) a 90,88% (extrato em diclorometano de ramos de *T. pallida*) (Tabela 10).

Embora os valores de mortalidade de ninfas nos tratamentos com extratos não tenham diferido entre si, houve tendência, de maior valor com os extratos de folhas de *T. ciliata* e de ramos de *T. pallida*, ambos em diclorometano, razão pela qual esses extratos foram selecionados para utilização nas etapas de fracionamento.

4.5 Avaliação da bioatividade das frações obtidas dos dois extratos brutos selecionados em relação a *B. tabaci* biótipo B

4.5.1 Efeito sobre ninfas

4.5.1.1 Experimento 1

Em todas as frações a 0,56% dos extratos de ramos de *T. pallida* em diclorometano (ERTPD) e de folhas de *T. ciliata* em diclorometano (EFTCD) os valores médios de mortalidade de ninfas de *B. tabaci* biótipo B (variáveis entre 75,63 e 97,40%) diferiram significativamente daqueles encontrados nos controles água (10,86%) e acetona (17,05%). A maior mortalidade foi causada pela fração em acetato de etila de EFTCD, cujo valor (97,40%; eficiência de 96,87%) diferiu significativamente das mortalidades constatadas com a fração em acetato de etila de ERTPD e com a fração em diclorometano de EFTCD, cujos valores foram de 75,63 e 76,34%, correspondendo a eficiências de 70,63 e 71,47%, respectivamente. Nos demais tratamentos (mortalidades variando entre 91,24 e 94,79% e eficiências variando de 89,44 a 93,72, respectivamente) as médias foram intermediárias não diferindo entre si e nem dos tratamentos mais e menos eficientes (Tabela 11).

Houve tendência de melhor eficiência com a fração de folhas de *T. ciliata* em acetato de etila de EFTCD, o que de certa maneira concordam com os resultados obtidos por outros autores que também encontraram melhores resultados com extratos em acetato de etila, apesar de terem trabalhado com espécies pertencentes a outras ordens de insetos, que, segundo Mordue (LUNTZ) e Nisbet (2000), possuem sensibilidades diferentes aos extratos de diferentes plantas inseticidas,

conforme já foi constatado em relação à azadiractina, que afeta diferentemente insetos de diferentes ordens.

Roel et al. (2000a) avaliaram a atividade dos extratos em hexano, acetato de etila, acetona e metanol de folhas e de ramos de *T. pallida* nas concentrações de 1; 0,2; 0,04 e 0,008% sobre *S. frugiperda*, sendo que os extratos em hexano e em acetato de etila resultaram da partição do extrato bruto em acetona. Em relação à atividade inseticida, os autores registraram que o extrato em acetato de etila superou o extrato em hexano, nas quatro concentrações testadas independentemente da estrutura (folhas ou de ramos de *T. pallida*) do qual foi obtido. A mortalidade total de lagartas de *S. frugiperda* foi ocasionada pelo extrato em acetato de etila de folhas e de ramos de *T. pallida* a 0,05 %, sendo a sobrevivência e o desenvolvimento afetados já a partir da concentração de 0,006 %. Alongamento da fase de larva e diminuição do peso de lagartas e de pupas foram verificados com o extrato a 0,001 % (ROEL et al., 2000b; ROEL e VENDRAMIM, 1999).

Tabela 11 - Médias (\pm EP) de mortalidade de ninfas de *Bemisia tabaci* biótipo B, em tomateiro, após aplicação de frações (a 0,56%) do extrato em diclorometano de ramos de *Trichilia pallida* e de folhas de *Toona ciliata*. Temp.: $25,00 \pm 2^\circ\text{C}$; UR: $65,20 \pm 10\%$; fotofase: 14h

Tratamentos	Ninfas/folículo	Mortalidade* (%)	Eficiência ¹ (%)
Água	55,29	10,86 \pm 9,45 c	---
Acetona	64,43	17,05 \pm 7,74 c	---
² ERTPD (Diclorometano)	62,29	94,79 \pm 6,63 ab	93,72
² ERTPD (Acetato de etila)	67,14	75,63 \pm 16,17 b	70,63
² ERTPD (Metanol)	60,71	91,35 \pm 8,84 ab	89,57
³ EFTCD (Hexano)	69,86	91,24 \pm 10,36 ab	89,44
³ EFTCD (Diclorometano)	70,00	76,34 \pm 22,92 b	71,47
³ EFTCD (Acetato de etila)	58,86	97,40 \pm 5,33 a	96,87
³ EFTCD (Metanol)	67,43	94,75 \pm 6,55 ab	93,67
CV%	---	16,25	---

*Médias seguidas pela mesma letra na coluna não diferem entre si pelo teste de Tukey ($p > 0,05$)

¹Determinada pela fórmula de Schneider-Orelli (1947)

²ERTPD=Extrato de ramos de *T. pallida* em diclorometano; ³EFTCD=Extrato de folhas de *T. ciliata* em diclorometano

Cunha et al. (2005), comparando frações de *T. pallida* obtidas a através da partição líquido-líquido de extrato em diclorometano de folhas dessa planta, verificaram que, aos 3 dias

após aplicação dos extratos, apenas as lagartas alimentadas em folíolos tratados com a fração em acetato de etila a 0,15% tiveram mortalidade (13,2%) significativamente superior à registrada no controle água (3,3%). Nas demais frações, com exceção da aquosa, que foi menos eficiente (2,6%) do que em acetato de etila, constataram-se valores intermediários não diferentes dos extremos. No entanto, aos 6 dias após aplicação, a mortalidade de lagartas ocasionada pela fração em acetato de etila (20,9%) superou, de maneira significativa, ambos os controles (7,4 e 7,5%) e as demais frações cujos valores variaram de 5,4 a 11,8%.

4.5.1.2 Experimento 2

Em todas as frações na concentração 0,28% dos extratos de ramos de *T. pallida* (ERTPD) e de folhas de *T. ciliata* (EFTCD) em diclorometano, os valores médios de mortalidade de ninfas de *B. tabaci* biótipo B (variáveis entre 36,68 e 75,18%) diferiram significativamente daqueles encontrados nos controles água (13,61%) e água+acetona (12,69%). As mortalidades registradas na fração em metanol de EFTCD (75,18%; eficiência de 71,27%), e nas frações em metanol e em acetato de etila de ERTPD (65,64 e 65,13% de mortalidades e eficiências de 60,23 e 59,64%) não diferiram significativamente entre si e tampouco daquelas observadas nos extratos brutos em diclorometano de ramos de *T. pallida* e de folhas de *T. ciliata* (73,55 e 65,67%, correspondendo a eficiências de 69,38 e 60,26, respectivamente), mas foram superiores à mortalidade de 36,68% (eficiência de 26,70%), constatada na fração em acetato de etila de EFTCD, diferindo do resultado encontrado no experimento 1. Com as frações em hexano e diclorometano de EFTCD e em diclorometano de ERTPD, os valores de mortalidade (e conseqüentemente as eficiências) foram intermediários em relação aos registrados nos demais extratos (Tabela 12).

Rocha (2004) verificou o efeito de extratos em hexano e metanol de folhas e galhos de *T. pallida* sobre *S. frugiperda* e constatou que o extrato em metanol de galho de *T. pallida* é tóxico às lagartas de *S. frugiperda*, tendo causado 100% de mortalidade. Os demais extratos ocasionaram mortalidade de no máximo 20%. O extrato em metanol das folhas de *T. pallida* alongou as fases larval e pupal e ocasionou redução no peso de pupas em relação à testemunha. Essa mesma autora verificou que nenhuma das frações provenientes do extrato em metanol de galhos causou mortalidade de lagartas superior a 10%. Entretanto, as frações em metanol de galhos e a fração em metanol de folhas foram as que provocaram maior mortalidade de pupas.

Cunha et al. (2006) também constataram que aos 3 dias após a infestação (dai), a mortalidade de lagartas de *T. absoluta* (20,6%) que se alimentaram em folíolos tratados com a fração aquosa do extrato em diclorometano de folhas de *T. pallens* a 0,1%, superou a mortalidade das que se alimentaram em folíolos tratados com as frações em hexano, metanol, acetato de etila e n-butanol, bem como a mortalidade nos controles água e acetona, sendo que estas frações não diferiram entre si e nem dos controles. Aos 6 dai foi verificada a ocorrência do mesmo comportamento e a fração aquosa foi a única que ocasionou mortalidade de lagartas (22,6%) superior à constatada nos controles água (7,4%) e acetona (7,5%). Todavia, nesta avaliação não ocorreu diferença significativa de mortalidade de lagartas entre a fração aquosa e as frações em metanol (12,6%) e em acetato de etila (18,3%).

Tabela 12 - Médias (\pm EP) de mortalidade de ninfas de *Bemisia tabaci* biótipo B, em tomateiro, após aplicação de frações (a 0,28%) do extrato em diclorometano de ramos de *Trichilia pallida* e folhas de *Toona ciliata*. Temp.: $25,00 \pm 2^\circ\text{C}$; UR: $65,20 \pm 10\%$; fotofase: 14h

Tratamentos	Ninfas/folíolo	Mortalidade ^{*,1} (%)	Eficiência ² (%)
Água	156,25	13,61 \pm 7,40 c	---
Água + acetona (5 ml)	105,50	12,69 \pm 6,40 c	---
³ ERTPD (Diclorometano)	112,00	54,40 \pm 13,33 ab	47,22
³ ERTPD (Acetato de etila)	156,00	65,13 \pm 5,02 a	59,64
³ ERTPD (Metanol)	98,50	65,64 \pm 3,80 a	60,23
⁴ EFTCD (Hexano)	93,00	50,63 \pm 7,06 ab	42,85
⁴ EFTCD (Diclorometano)	125,75	50,74 \pm 8,40 ab	42,98
⁴ EFTCD (Acetato de etila)	130,00	36,68 \pm 7,22 bc	26,70
⁴ EFTCD (Metanol)	125,50	75,18 \pm 3,42 a	71,27
Extrato Ramos de <i>T. pallida</i>	145,75	73,55 \pm 2,98 a	69,38
Extrato Folhas de <i>T. ciliata</i>	131,50	65,67 \pm 3,11 a	60,26
CV%	---	19,87	---

*Médias seguidas pela mesma letra na coluna não diferem entre si pelo teste de Tukey ($p > 0,05$)

¹Dados transformados pelo Método da Potência Ótima de Box-Cox com $\lambda = \sqrt{x}$

²Determinada pela fórmula de Schneider-Orelli (1947)

³ERTPD=Extrato de ramos de *T. pallida* em diclorometano; ⁴EFTCD=Extrato de folhas de *T. ciliata* em diclorometano

Os resultados obtidos por Rocha (2004) e Cunha et al. (2006) evidenciam que os extratos e/ou frações obtidos em solventes de maior polaridade foram mais eficientes que os demais.

Outros autores constataram uma relação direta entre a polaridade do solvente utilizado na extração e a atividade de extratos de meliáceas sobre insetos (ASCHER et al., 1984; MIKOLAJCZAK; REED, 1987; MIKOLAJCZAK et al., 1989). No entanto, no presente trabalho não foi possível discernir as frações em função da polaridade do solvente, pois extratos e frações obtidas com diclorometano (solvente com polaridade intermediária) apresentaram resultados semelhantes aos obtidos com solventes mais polares.

Nesse experimento, além das frações, foram incluídos os extratos brutos em solvente diclorometano de ramos de *T. pallida* e de folhas de *T. ciliata* dos quais foram obtidas as respectivas frações, para verificar se os possíveis compostos orgânicos presentes em cada fração, que de acordo com a polaridade pertencem a grupos químicos diferentes, apresentariam menor atividade isolados do que juntos no extrato bruto ou se pelo menos uma das frações apresentaria efeito significativo (o que significaria que o composto ativo ou compostos ativos pertenciam a determinado grupo químico de acordo com a polaridade). A comparação dos dados, contudo, evidencia que tanto os extratos brutos como cada fração isoladamente foram eficientes em relação à mortalidade de ninfas de *B. tabaci*, uma vez que os extratos brutos só diferiram da fração acetato de etila do extrato em diclorometano de folhas de *T. ciliata*, descartando-se assim a possibilidade de existência de um possível efeito complementar entre os compostos.

Vale ressaltar que o objetivo de fracionar os extratos através da cromatografia é para a identificação de compostos, por comparação de padrões previamente existentes, para a purificação de compostos, separando-se as substâncias indesejáveis e para separação de componentes de uma mistura (DEGANI; CASS; VIEIRA, 1998). Contudo essa comparação foi realizada para verificar se justificaria seguir em frente com os fracionamentos, pois se as frações apresentassem atividade muito baixa em relação à mortalidade da mosca-branca nas concentrações testadas de modo que exigissem concentrações muito elevadas para apresentar efeito sobre esse inseto, não seria viável a continuidade de estudos com essas espécies de plantas, uma vez que demandaria uma quantidade muito elevada de material vegetal para se obter resultados satisfatórios. No entanto, de acordo com os resultados obtidos na presente pesquisa (Tabela 12), justifica-se dar continuidade nos estudos com essas espécies de plantas em relação ao controle de *B. tabaci* biótipo B.

4.5.2 Repelência e deterrência para oviposição de frações de extratos de meliáceas a *B. tabaci*.

4.5.2.1 Avaliação da repelência

Analisando-se o número de adultos da mosca-branca nos folíolos de tomateiro após 24 horas da aplicação das frações dos extratos vegetais (Tabela 13), observa-se efeito repelente apenas para a fração em diclorometano do extrato de folhas de *T. ciliata* em diclorometano (EFTCD) de acordo com o índice de repelência adotado (IR). Nesta fração, dos 20 casais de *B. tabaci* liberados na gaiola em cada repetição, cerca de 70% (28,62, em média) dos adultos foram encontrados nos folíolos (tratado + controle), dos quais 81,87% preferiram folíolos pulverizados com água destilada (controle), enquanto apenas 18,13% dos adultos foram observados nos folíolos pulverizados com a referida fração. O índice de repelência obtido para esta fração foi igual a 0,36, sendo menor que o valor mínimo do intervalo de classificação (0,63; 1,37) indicando que a mesma provoca repelência a adultos de *B. tabaci* biótipo B em tomateiro. Todas as demais frações comportaram-se como neutras quando testadas em relação a esse inseto (Tabela 13).

Ainda em relação aos EFTCD, observa-se que, quando a fração foi obtida em acetato de etila, foi constatada tendência de efeito repelente (embora não caracterizado pelo IR), já que 75,03% dos insetos se posicionaram nos folíolos controle e apenas 24,97% nos folíolos tratados. Tendência similar foi observada com a fração em diclorometano de ERTPD (66,78% nos folíolos não tratados e 33,22% nos tratados) e com a fração em acetato de etila deste mesmo extrato (60,89 e 39,11%, respectivamente). Para as demais frações, a diferença entre o número de insetos nos folíolos tratados e respectivos controles não ultrapassou o valor de 15 pontos percentuais (Tabela 13).

Com base nestes resultados, pode-se inferir que as frações do extrato de folhas de *T. ciliata* (EFTCD) apresentaram melhores perspectivas para o isolamento de substâncias com propriedades repelentes aos adultos de *B. tabaci* biótipo B em tomateiro em comparação com as frações do extrato de ramos de *T. pallida*. Ainda que nem sempre caracterizada pelo IR, houve tendência de maior atividade nas frações obtidas de solventes de polaridade intermediária (diclorometano e acetato de etila) em comparação com aquelas obtidas com solventes de polaridades extremas, ou seja, altamente polar (metanol) e altamente apolar (hexano),

independentemente da estrutura (ramo ou folha) ou da espécie vegetal (*T. ciliata* e *T. pallida*) em estudo.

Tabela 13 - Repelência de adultos de *Bemisia tabaci* biótipo B por frações (a 0,28%) obtidas dos extratos em diclorometano de ramos de *Trichilia pallida* e de folhas de *Toona ciliata*. Temp.: 25,00 ± 2°C; UR: 70,20 ± 10%; fotofase: 14h

Tratamentos	Adultos / folíolo (%)	IR ³ (M ± EP)	IC ⁴	Classificação ⁵
¹ ERTPD (Diclorometano)	33,22	0,66 ± 0,61	(0,50; 1,50)	Neutro
Controle	66,78			
¹ ERTPD (Acetato de etila)	39,11	0,78 ± 0,38	(0,69; 1,31)	Neutro
Controle	60,89			
¹ ERTPD (Metanol)	55,15	1,10 ± 0,39	(0,68; 1,32)	Neutro
Controle	44,85			
² EFTCD (Hexano)	57,30	1,15 ± 0,45	(0,59; 1,41)	Neutro
Controle	42,70			
² EFTCD (Diclorometano)	18,13	0,36 ± 0,41	(0,63; 1,37)	Repelente
Controle	81,87			
² EFTCD (Acetato de etila)	24,97	0,50 ± 0,62	(0,44; 1,56)	Neutro
Controle	75,03			
² EFTCD (Metanol)	46,67	0,93 ± 0,69	(0,37; 1,63)	Neutro
Controle	53,33			

¹ERTPD= Extrato de ramos de *T. pallida* em diclorometano; ²EFTCD= Extrato de folhas de *T. ciliata* em diclorometano

³Índice de Repelência (IR); ⁴ Intervalo de classificação (IC)

⁵Classificação = Neutro: Compreendido dentro do Intervalo de classificação (IC < IR < IC); Repelente: IR < IC; Atraente: IR > IC

Ao contrário do efeito de plantas inseticidas sobre ovos e, principalmente, sobre ninfas, em que já existe um número razoável de trabalhos de pesquisa divulgados, os estudos de repelência sobre moscas-brancas de modo geral, e sobre *B. tabaci* biótipo B, em particular, são bastante escassos na literatura.

Entre as meliáceas, *A. indica* apresenta uma maior gama de estudos com relação à repelência a *B. tabaci*, tendo sido constatada repelência causada pelo extrato aquoso de sementes de nim (ZELEDON, 1990, citado por CUBILLO et al., 1994) e um produto comercial com 3% de azadiractina (ABOU-FAKHR HAMMAD et al., 2000) em aplicação foliar. Em estudos complementares, Prabhaker, Toscano e Henneberry (1999) e Kumar, Poehling e Borgemeister (2005) registraram o efeito repelente de produtos derivados de nim aplicados por via sistêmica em plantas de algodão e tomate, respectivamente. No primeiro trabalho, foi constatada ação

repelente do Azatin (produto comercial à base de nim) aplicado em sementes e no solo. Já com o uso de extratos de sementes de nim, a aplicação em sementes de algodão não demonstrou qualquer efeito, enquanto a aplicação via solo e foliar mostrou atividade repelente do referido extrato. No segundo trabalho, onde foi utilizado o NeemAzalU/I (produto comercial também à base de nim) foi observado efeito repelente nas três formas de aplicação (sementes, solo e foliar) em plantas de tomate. Possivelmente, o porte da planta influencie a sistematicidade do produto e, conseqüentemente, o efeito de repelência. Em outros estudos, contudo, como os desenvolvidos por CUBILLO et al. (1994) e GÓMEZ et al. (1997a), não foi constatado efeito repelente de produtos comerciais à base de nim sobre a mosca-branca.

Em estudos com *M. azedarach* (cinamomo), o efeito repelente sobre mosca-branca foi registrado por Abou-Fakhr Hammad et al. (2000) após pulverização de extratos aquosos de folhas e frutos dessa planta sobre folhas de feijão. Os mesmos autores também registraram ação repelente para extratos de frutos em água e em metanol obtidos através de maceração e em metanol com extração pelo aparelho de Soxhlet em um segundo experimento realizado com plantas de tomate. Posteriormente, Abou-Fakhr Hammad, Zournajian e Talhouk (2001), utilizando extratos de folhas, de frutos e de caules de *M. azedarach* nos solventes água e metanol, constataram resultados similares entre os extratos. Os resultados destes autores indicam uma eficiência similar na extração de compostos para os dois solventes e também não registraram diferença significativa entre os métodos de extração, porém é importante destacar que os solventes utilizados apresentam polaridades muito próximas (BRAGA, 2006), o que provavelmente levou à extração das mesmas substâncias repelentes independentemente do método de extração. Para avaliação de extratos vegetais e, principalmente, quando o objetivo é o isolamento de substâncias visando avaliar o efeito inseticida, “repelente” e ou deterrente é interessante a utilização de extratos obtidos em solventes de polaridade crescente (apolar, polaridade intermediária e polares) e, em caso de não haver disponibilidade de extratos em diversos solventes, é recomendável priorizar o uso de solventes de polaridade intermediária, os quais possuem maior espectro de afinidade polar e também apresentam resultados muito promissores. Assim, conforme diversos registros de literatura, extratos obtidos com solventes de polaridade intermediária apresentam efeito sobre diversas espécies de insetos, mesmo sendo obtidas de estruturas e de espécies de plantas distintas. Além disso, segundo Ferri (1996), considerações sobre a permeabilidade em membranas e metabolismo indicam que o

balanceamento entre a hidrofiliçidade e a lipofiliçidade é importante para as substâncias apresentarem afinidade por receptores biológicos, e que extratos extremamente polares (aquosos) ou extremamente apolares (hexânico ou em éter de petróleo) apresentam menor atividade comparados a extratos de polaridade intermediária.

Recentemente, Baldin et al. (2007), trabalhando com extratos de várias espécies de plantas, entre elas três meliáceas (*A. indica*, *T. pallida* e *M. azedarach*) não encontraram efeito repelente com relação à espécie de *Trichilia* também utilizada no presente estudo., assim como para as outras meliáceas. Possivelmente, a obtenção de extratos orgânicos e seu posterior fracionamento tenham selecionado substâncias de *T. pallida* com atividade repelente no presente trabalho, diferentemente de Baldin et al. (2007) que trabalhou com extratos aquosos e que, além disso, fez a avaliação simultânea de todos os extratos vegetais numa mesma gaiola o que pode ter influenciado a resposta do inseto-praga e dificultado a distinção de repelência devido provavelmente à mistura de voláteis de diversos extratos vegetais.

4.5.2.2 Avaliação da deterrência para oviposição

Comparando-se a oviposição da mosca-branca em folíolos de tomateiro pulverizados com frações dos extratos vegetais e seus respectivos controles (Figura 7), observa-se que o maior efeito deterrente foi constatado com a fração em diclorometano do extrato de ERTPD, já que nos folíolos tratados com esta fração a oviposição foi significativamente menor (7,23% dos ovos) do que nos folíolos pulverizados com água destilada (92,77% dos ovos). Baldin et al. (2007) também registraram efeito deterrente para oviposição de *B. tabaci* biótipo B com extratos aquosos de folhas de *T. pallida*, embora o extrato aquoso de ramos tenha sido classificado como neutro, diferentemente do resultado encontrado na presente pesquisa.

Também causaram efeito deterrente na oviposição da mosca-branca as frações em metanol (15,64% dos ovos), diclorometano (31,29%) e acetato de etila (33,93%) obtidas de EFTCD que também diferiram dos seus respectivos tratamentos controles que apresentaram 84,36; 68,71 e 66,07% dos ovos (Figura 7).

Efeito contrário foi constatado com a fração em metanol de ERTPD, já que neste caso a oviposição nos folíolos tratados com a referida fração (66,14% dos ovos) foi significativamente

maior que no seu respectivo controle (33,86%) (Figura 7), caracterizando um efeito estimulante para a oviposição da mosca-branca.

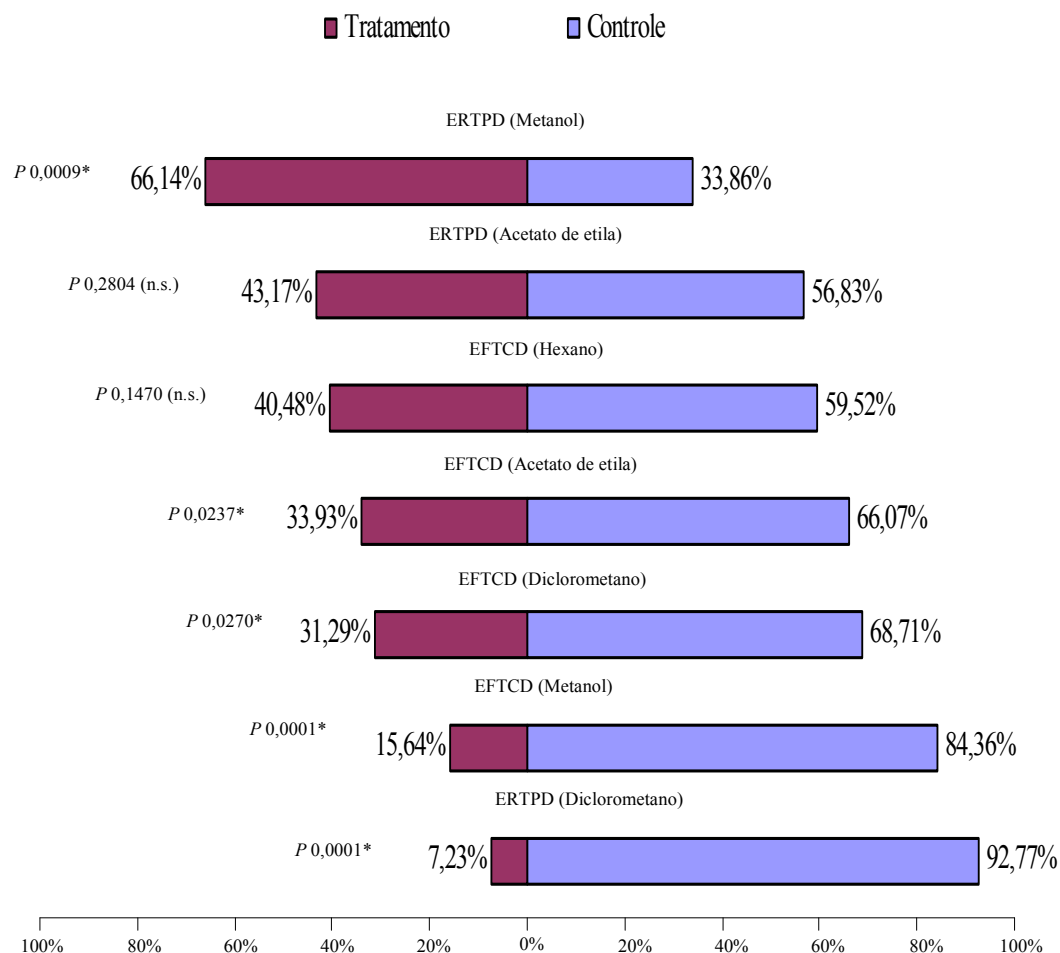


Figura 7 - Porcentagem de ovos de *Bemisia tabaci* biótipo B contados em folíolos de tomateiro 24 horas após a aplicação de frações (0,28%) obtidas dos extratos em diclorometano de folhas de *Toona ciliata* e de ramos de *Trichilia pallida*. Temp.: $25,00 \pm 2^\circ\text{C}$; UR: $70,20 \pm 10\%$; fotofase: 14h. ¹ ERTPD= Extrato de ramos de *T. pallida* em diclorometano; ² EFTCD= Extrato de folhas de *T. ciliata* em diclorometano

Adotando-se o índice de deterrência (ID), constata-se a confirmação dos efeitos deterrentes de oviposição da fração em diclorometano de ERTPD e da fração em metanol de EFTCD, pois o ID de ambos (0,14 e 0,31, respectivamente) foram menores do que os seus respectivos intervalos de classificação (IC = 0,78 a 1,22 e 0,68 a 1,32, respectivamente). Também foi confirmado o efeito estimulante de oviposição da fração em metanol de ERTPD, já que o ID obtido neste caso

foi igual a 1,32, sendo maior que o valor máximo do intervalo de classificação (0,72; 1,28) (Tabela 14).

Já as frações em diclorometano e em acetato de etila de EFTCD, diferentemente do que foi obtido com a análise estatística (Figura 7), não foram classificadas como deterrentes de acordo com o ID e sim como neutras, pois os índices de deterrência para ambas estiveram compreendidos nos respectivos intervalos de classificação (Tabela 14).

Finalmente, as demais frações (em acetato de etila de ERTPD e em hexano de EFTCD) foram consideradas neutras tanto pela análise estatística (Figura 7) como pelo ID (Tabela 14).

Tabela 14 - Número médio (\pm EP) de ovos de *Bemisia tabaci* biótipo B contados em folíolos de tomateiro e índice de deterrência para oviposição (ID), obtidos 24 horas após a aplicação de frações (a 0,28%) obtidas através de extratos em diclorometano de folhas de *Toona ciliata* e de ramos de *Trichilia pallida*. Temp.: $25,00 \pm 2^\circ\text{C}$; UR: $70,20 \pm 10\%$; fotofase: 14h

Tratamentos	Ovos / folíolo	ID ³ (M \pm EP)	IC ⁴	Classificação ⁵
¹ ERTPD (Diclorometano)	2,13	0,14 \pm 0,09	(0,78;1,22)	Deterrente
Controle	30,63			
¹ ERTPD (Acetato de etila)	18,75	0,86 \pm 0,17	(0,56;1,44)	Neutro
Controle	33,75			
¹ ERTPD (Metanol)	34,88	1,32 \pm 0,11	(0,72;1,28)	Estimulante
Controle	16,00			
² EFTCD (Hexano)	16,88	0,81 \pm 0,18	(0,55;1,45)	Neutro
Controle	25,63			
² EFTCD (Diclorometano)	4,75	0,63 \pm 0,21	(0,45;1,55)	Neutro
Controle	10,75			
² EFTCD (Acetato de etila)	10,88	0,68 \pm 0,18	(0,54;1,46)	Neutro
Controle	19,25			
² EFTCD (Metanol)	3,88	0,31 \pm 0,12	(0,68;1,32)	Deterrente
Controle	25,13			

¹ERTPD= Extrato de ramos de *T. pallida* em diclorometano; ²EFTCD= Extrato de folhas de *T. ciliata* em diclorometano

³Índice de Deterrência (ID); ⁴ Intervalo de classificação (IC)

⁵Classificação = Neutro: Compreendido dentro do Intervalo de classificação (IC < ID < IC); Deterrente: ID < IC; Atraente: ID > IC

Assim como observado por Coudriet, Prabhaker e Meyerdirk, (1985), cujo trabalho constatou efeito deterrente de oviposição utilizando extratos de sementes de nim (concentrações de 0,2 e 2,0%) que reduziram o número de ovos de *B. tabaci* em 78 e 80% respectivamente, neste

trabalho também foi evidenciada a ação deterrente de duas frações de meliáceas, a fração em diclorometano obtida do extrato de ramos de *T. pallida* em solvente diclorometano, onde ocorreu uma redução de 93,05% no número de ovos em comparação ao tratamento controle e na fração em metanol obtida do extrato de folhas de *T. ciliata*, onde ocorreu uma redução de 84,58% no número de ovos em relação à testemunha (Tabela 14).

Kumar, Poehling e Borgemeister (2005) observaram que NeemAzalU/I em diferentes concentrações causou deterrência de oviposição a *B. tabaci* biótipo B em plantas de tomate tratadas com os extratos independentemente do modo de aplicação (tratamento de sementes, solo ou aplicação foliar). O número de ovos foi especialmente reduzido após a aplicação do produto nas maiores concentrações e, segundo os autores, a redução da oviposição é uma consequência normal do fato de os adultos evitarem colonizar a planta hospedeira.

Cubillo et al. (1994) também constataram efeito deterrente sobre a referida praga com o uso de dois produtos formulados à base de azadiractina, obtendo em média 18,79 ovos em folhas tratadas com água, enquanto que em folhas tratadas com Azatin (30 ppm) e Margosan-O (12,5 ppm) foram registrados 10,96 e 3,08 ovos respectivamente, diferindo do tratamento controle. Um terceiro produto, Nim 80 (5 ppm), entretanto, não causou deterrência. Ainda, segundo os autores houve incoerência em relação aos dados sobre o número de ovos obtidos, pois Margosan-O reduziu o número de ovos em 83,60%, enquanto o Nim 80 ocasionou um aumento de 13% em comparação à testemunha, ou seja, produtos semelhantes apresentaram resultados bastante distintos. Outros trabalhos também têm apontado ausência de efeito deterrente com produtos comerciais à base de nim como Gómez et al. (1997) que não detectaram efeito deterrente sobre o inseto de quatro produtos à base de azadiractina: Nim 20 (70 a 80 ppm), Nim 25 (50 a 62,5 ppm), Nim 80 (10 ppm) e Óleo de Nim (30 ppm).

Os resultados de diversos trabalhos têm demonstrado muita variabilidade com relação à atividade deterrente da meliácea *A. indica*, sendo que diversos fatores podem estar contribuindo para isso, entre os quais destacam-se a variabilidade genética desta espécie, a sazonalidade da produção de substâncias secundárias, a estrutura da planta utilizada (sementes, ramos, folhas), o tipo de extração adotado e também a purificação do produto comercial, priorizando principalmente a presença do tetranotripernóide azadiractina. Além disso, o efeito deterrente geralmente não é o objetivo principal do trabalho, o que tem induzido a erros de interpretação na literatura, pois os autores às vezes sugerem deterrência ou mesmo repelência, quando na verdade

se trata de uma expressão da toxicidade. Este também é um dos problemas mencionados por Hilje (2005) em sua revisão onde discute técnicas para determinar a repelência de substâncias aleloquímicas sobre as moscas-brancas.

O efeito deterrente para oviposição para moscas-brancas são escassos, até porque é difícil separar deterrência para alimentação de deterrência para oviposição, pois ambos os comportamentos estão intimamente relacionados (SOUZA, 2004; HILJE, 2005). Além da deterrência comprovada neste trabalho com frações de *T. ciliata* e de *T. pallida* e os estudos mencionados com *A. indica*, outra meliácea referida com possível atividade deterrente é *M. azedarach*. Recentemente, Abou-Fakhr Hammad e McAuslane (2006) não detectaram deterrência em estudos com extratos de frutos de cinamomo. Nardo, Costa e Lourenção (1997), por outro lado, obtiveram indícios de seu efeito deterrente para alimentação e também para oviposição com relação a *B. tabaci*. Num primeiro momento, os autores sugerem deterrência alimentar devido à morte de 100% dos adultos após 96 horas na parcela tratada com extratos de frutos e folhas de *M. azedarach*, enquanto na testemunha foi constatado 50% dos adultos vivos. A mortalidade, no entanto, pode ter sido causada tanto pela deterrência alimentar como pela ação de contato do extrato botânico. Com relação à deterrência para oviposição é possível levantar esta hipótese devido ao menor número de “pupas” no tratamento pulverizado, entretanto, é necessário relatar que as ninfas em contato com os extratos de meliáceas podem morrer, “murchar” e cair da folha.

O efeito repelente demonstrado pela fração em diclorometano de EFTCD, a deterrência para oviposição registrada para as frações em diclorometano de ERTPD e para a fração em metanol de EFTCD e o efeito estimulante para oviposição da fração em metanol de ERTPD são melhor visualizados na Figura 8.

O manejo integrado de *B. tabaci* biótipo B é dificultado devido à redução da população não necessariamente ser suficiente para diminuir a ocorrência de doenças na cultura. O ideal seria evitar que a praga inoculasse vírus durante a etapa fenológica em que a cultura é mais suscetível.

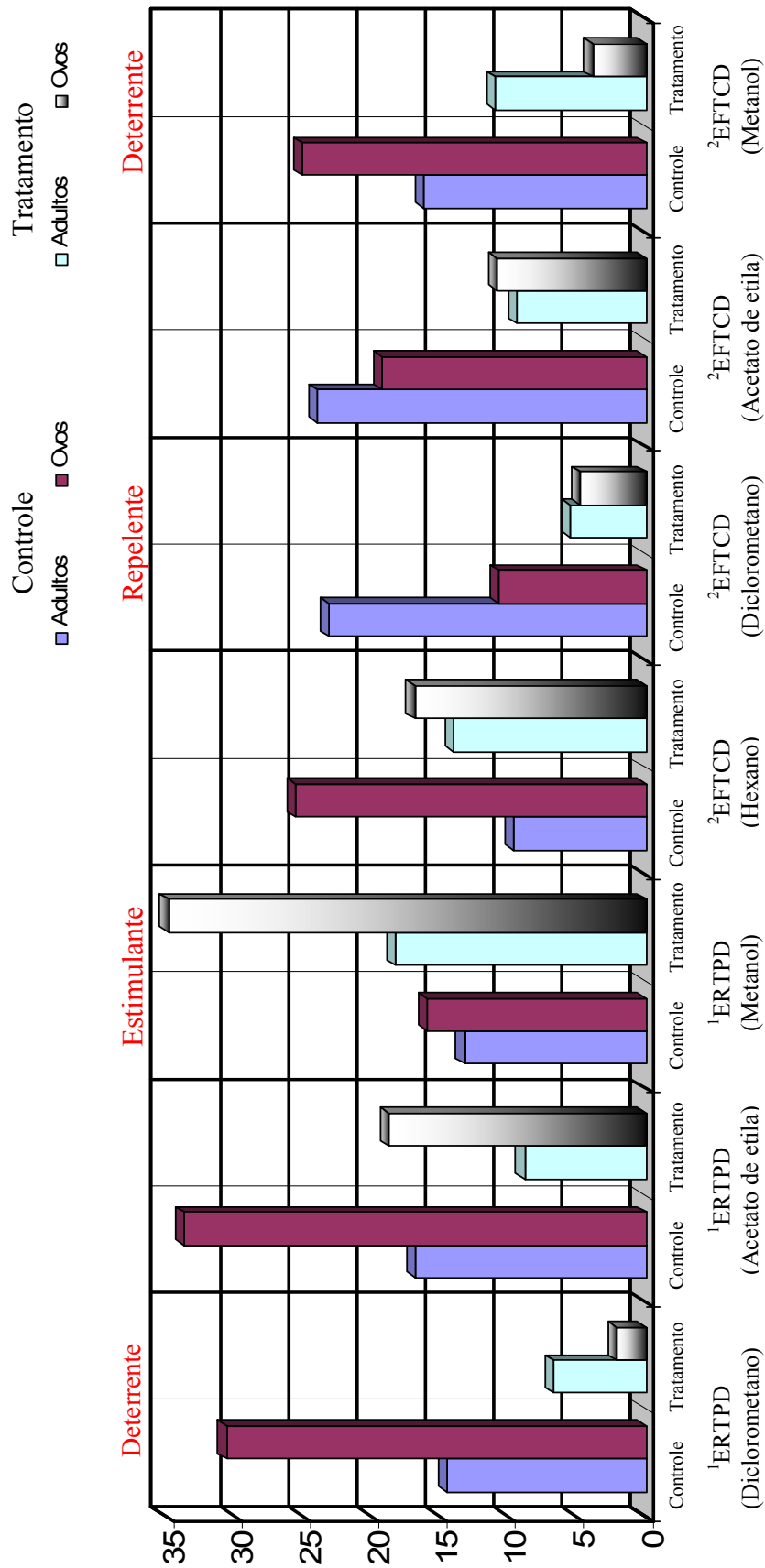


Figura 8 - Porcentagem de adultos e ovos de *Bemisia tabaci* biótipo B contados em folíolos de tomateiro tratados (com frações) e não tratados (controle) 24 horas após a aplicação de frações (0,28%) obtidas dos extratos em diclorometano de folhas de *Toona ciliata* e ramos de *Trichilia pallida* em condição de laboratório. Temp.: 25,00 ± 2°C; UR: 70,20 ± 10%; fotofase: 14h. 1ERTPD=Extrato de ramos de *T. pallida* em diclorometano; 2 EFTCD=Extrato de folhas de *T. ciliata* em diclorometano

Nesse contexto, seria interessante a aplicação de substâncias repelentes ou deterrentes complementadas com outras práticas de manejo (HILJE, 2005). Uma substância repelente afasta o inseto antes que o mesmo chegue até a planta, não havendo possibilidade de inoculação do vírus (HILJE, 2005) e, neste caso, os estudos com a fração em metanol do EFTCD (Figura 8) devem ter continuidade para identificar o possível princípio ativo repelente para aplicação no manejo integrado do inseto-vetor. Num segundo plano, seria interessante realizar um fracionamento da fração em diclorometano do ERTPD (Figura 8) com vistas a selecionar o aleloquímico responsável pelo efeito deterrente, onde a substância irá inibir a oviposição mesmo após o pouso da praga sobre a cultura.

No segundo caso, existe a possibilidade de inoculação do geminivírus, porém depende do tempo de permanência do vetor na planta. De acordo Walker e Perring (1994), a maior parte da oviposição de *B. tabaci* ocorre durante o primeiro minuto de início da penetração estiletar e, como este tempo é insuficiente para que os estiletes alcancem o floema, é provável que esses insetos façam uma seleção do local para oviposição antes do alcance do floema e dessa forma não transmitem o vírus; entretanto, os autores não puderam confirmar essa informação porque os insetos foram testados sobre a mesma planta em que foram criados e então pode ter ocorrido uma pré-adaptação. Larew e Locke (1990) observaram que adultos de *Trialeurodes vaporariorum* (Westwood) pousavam e imediatamente saíam de plantas tratadas com um óleo comercial à base de petróleo. Nesse mesmo raciocínio, Kumar, Poehling e Borgemeister (2005) mencionaram que a redução da oviposição é consequência de os adultos de *Bemisia tabaci* evitarem colonizar a planta hospedeira tratada com produto à base de nim.

5 CONCLUSÕES

Com base nos resultados de avaliação da bioatividade de extratos brutos e suas frações, obtidos com diferentes solventes, de folhas e ramos de plantas da família Meliaceae sobre a mosca-branca *B. tabaci* biótipo B, conclui-se que:

- Os extratos de folhas e de ramos das quatro espécies de meliáceas (*Azadirachta indica*, *Melia azedarach*, *Toona ciliata* e *Trichilia pallida*) em solvente diclorometano apresentam atividade inseticida sobre ovos e ninfas e em etanol apenas sobre ninfas de *B. tabaci* biótipo B;
- O extrato de ramos de *A. indica* apresenta efeito sobre o período embrionário;
- A fase de ninfa é mais sensível aos extratos orgânicos obtidos das espécies de meliácea avaliadas do que a fase de ovo;
- As frações em diclorometano, acetato de etila e em metanol do extrato de ramos de *Trichilia pallida* em diclorometano afetam a sobrevivência de ninfas da mosca-branca em tomateiro, tanto a 0,56 como a 0,28%;
- As frações em hexano, diclorometano, acetato de etila e em metanol do extrato de folhas de *Toona ciliata* em diclorometano afetam a sobrevivência de ninfas da mosca-branca em tomateiro, tanto a 0,56 como a 0,28%;
- A fração em acetato de etila do extrato de folhas de *T. ciliata* em diclorometano é repelente a *B. tabaci* biótipo B;
- As frações de ramos de *T. pallida* em diclorometano e de folhas de *T. ciliata* em metanol apresentam efeito deterrente para oviposição de *B. tabaci* biótipo B.
- Entre os extratos testados, os mais promissores para uso no controle de ninfas da mosca-branca são os em diclorometano de folhas de *T. ciliata* e de ramos de *T. pallida*.

REFERÊNCIAS

- ABDELDAFFIE, E.Y.A.; ELHAG, E.A.; BASHIR, N.H.H. Resistance in the cotton whitefly, *Bemisia tabaci* (Genn.), to insecticide recently introduced into Sudan Gezira. **Tropical Pest Management**, Basingstoke, v. 33, n. 4, p. 283-286. 1987.
- ABOU-FAKHR HAMMAD, E.M.; McAUSLANE, H.J. Effect of *Melia azedarach* L. extract on *Bemisia argentifolii* (Hemiptera: Aleyrodidae) and its biocontrol agent *Eretmocerus rui* (Hymenoptera: Aphelinidae). **Environmental Entomology**, Lanham, v. 35, n. 3, p. 740-745, 2006.
- ABOU-FAKHR HAMMAD, E.M.; ZOURNAJIAN, H.; TALHOUK, S. Efficacy of extracts of *Melia azedarach* L. callus, leaves and fruits against adults of the sweetpotato whitefly *Bemisia tabaci* (Hom. Aleyrodidae). **Journal of Applied Entomology**, Oxford, v. 125, p. 483-488, 2001.
- ABOU-FAKHR HAMMAD, E.M.; NEMER, N.M.; HAWI, Z.K.; HANNA, L.T. Response of the sweetpotato whitefly, *Bemisia tabaci*, to the chinaberry tree (*Melia azedarach* L.) and its extracts. **Annals of applied Biology**, Oxford, v. 137, n. 2, p. 79-88, 2000.
- AHMAD, A.H.M.; ELHAG, E.A.; BASHIR, N.H.H. Insecticide resistance in the cotton whitefly (*Bemisia tabaci* Genn.) in the Sudan Gezira. **Tropical Pest Management**, Basingstoke, v. 33, n. 1, p. 67-72, 1987.
- AHMAD, M.; ARIF, M. I.; AHMAD, Z.; DENHOLM, I. Cotton whitefly (*Bemisia tabaci*) resistance to organophosphate and pyrethroid insecticides in Pakistan. **Pest Management Science**, Sussex, v. 58, n. 2, p. 203-208, 2002.
- ALBERGARIA, N.M.M.S.; CIVIDANES, F.J. Exigências térmicas de *Bemisia tabaci* (Genn.) biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae). **Neotropical Entomology**. Londrina, v. 31, n. 3, p. 359-363, 2002.
- ANANTHAKRISHNAN, T.N. Host correlated variation in *Trialeurodes rara* Singh and *Bemisia tabaci* (Genandius) (Aleyrodidae: Homoptera: Insecta). **Current Science**, Bangalore, v. 45, p. 223-225, 1976.
- ARNASON, J.T.; PHILOGENE, B.J.R.; DONSKOV, N.; KUBO, I. Limonoids from the Meliaceae and Rutaceae reduce feeding, growth and development of *Ostrinia nubilalis*. **Entomologia Experimentalis et Applicata**, Dordrecht, v. 43, p. 221-226, 1987.
- ASCHER, K.R.S.; ELIYAHU, M.; NEMNY, N.E.; MEISNER, J. Neem seed kernel extract as inhibitor of growth and fecundity in *Spodoptera littoralis*. In: INTERNATIONAL NEEM CONFERENCE, 2., 1984, Rauschlolzhausen. **Natural pesticides from the neem tree (*Azadirachta indica* A. Juss) and other tropical plants**. Eschborn: GTZ Press, 1984. p. 331-344.

ASCHER, K.R.S.; SCHMUTTERER, H.; MAZOR, M.; ZEBITZ, C.P.W.; NAQVI, S.N.H. The Persian lilac or chinaberry tree: *Melia azedarach* L. In: SCHMUTTERER, H. (Ed.). **The neem tree *Azadirachta indica* A. Juss. and other meliaceous plants: sources of unique natural products for integrated pest management, medicine, industry and other purposes.** 2nd ed. Mumbai: Neem Foundation, 2002. p 770–820.

ASIÁTICO, J.M.; ZOEBISCH, T.G. Control de mosca blanca *Bemisia tabaci* (Gennadius) en tomate com insecticidas de origen biologico y quimico. **Manejo Integrado de Plagas**, Turrialba, v. 25, p. 1-7, 1992.

AZAB, A.K.; MEGAHED, M.M.; EL-MIRSAWI, H.D. Studies on *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Hemiptera-Homoptera: Aleyrodidae). **Bulletin of the Society Entomological of Egypt**, Cairo, v. 53, p. 339-352, 1969.

_____. On the biology of *Bemisia tabaci* (Genn.) (Hemiptera, Homoptera, Aleyrodidae). **Bulletin of the Society Entomological of Egypt**, Cairo, v. 55, p. 305-15, 1971.

AZEVEDO, F.R. de; GUIMARÃES, J.A.; BRAGA SOBRINHO, R.; LIMA, M.A.A. Eficiência de produtos naturais para o controle de *Bemisia tabaci* biótipo B (HEMIPTERA: ALEYRODIDAE) em meloeiro. **Arquivos do Instituto Biológico**, São Paulo, v. 72, n. 1, p. 73-79, 2005.

BALDIN, E.L.L.; SOUZA, D.R.; SOUZA, E.S.; BENEDUZZI, R.A. Controle de mosca-branca com extratos vegetais, em tomateiro cultivado em casa-de-vegetação. **Horticultura Brasileira**, Campinas, v. 25, n. 4, p. 602-606, 2007.

BARTLETT, M.S. Properties of sufficiency and statistical tests. **Proceedings of the Royal Society of London Series A**, London, v. 160, p. 268–282, 1937.

BASU, A.N. ***Bemisia tabaci* (Gennadius): crop pest and principal whitefly vector of plant viruses.** New Delhi: Westview Press, 1995. 183 p.

BEDFORD, I.D.; BRIDDON, R.W.; BROWN, J.K.; ROSELL, R.C.; MARKHAM, P.G. Geminivirus transmission and biological characterization of *Bemisia tabaci* (Gennadius) biotypes from different geographic regions. **Annals of Applied Biology**, Oxford, v. 125, p. 311-325, 1994.

BELLOWS JUNIOR, T.S.; PERRING, T.M.; GILL, R.J.; HEADRICK, D.H. Description of a species of *Bemisia* (Homoptera: Aleyrodidae). **Annals of the Entomological Society of America**, Lanham, v. 87, n. 2, p. 195-206, 1994.

BETHKE, J.A.; PAINE, T.D.; NUSSLY, G.S. Comparative biology, morphometrics, and development of two population of *Bemisia tabaci* (Homoptera, Aleyrodidae) on cotton and poisettia. **Annals of the Entomological Society of America**, Lanham, v. 84, p. 407-411, 1991.

BINK-MOENEN, R. M.; MOUND, L. A. Whiteflies: diversity, byosystematics and evolutionary patterns. In: GERLING, D. (Ed). **Whiteflies: their bionomics, pests status and management.** Winbone: Intercept, 1990. chap. 1, p. 1-12.

BIRD, J. Whitefly transmitted mosaic of *Jatropha gossypifolia*. **Agriculture Experimental Station University of Puerto Rico**, Rio Piedras, v. 22, p. 1-35, 1957.

BITTENCOURT, A.M. **O cultivo do nim indiano (*Azadirachta indica* A. Juss.): Uma visão econômica**. 2006. 147 p. Dissertação (Mestre em Ciências Florestais) – Universidade Federal do Paraná, Curitiba, 2006.

BOGORNI, P.C. **Efeito de extratos aquosos de *Trichilia* spp. sobre o desenvolvimento de *Spodoptera frugiperda* (J.E. Smith) em milho**. 2003. 65 p. Tese (Doutorado em Entomologia) - Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Universidade de São Paulo, Piracicaba, 2003.

BOGORNI, P.C.; VENDRAMIM, J.D. Bioatividade de extratos aquosos de *Trichilia* spp. sobre *Spodoptera frugiperda* (J.E. Smith) (Lepidoptera: Noctuidae) em milho. **Neotropical Entomology**, Londrina, v. 32, n. 4, p. 665-669, 2003.

_____. Efeito subletal de extratos aquosos de *Trichilia* spp. sobre o desenvolvimento de *Spodoptera frugiperda* (J.E. Smith) (Lepidoptera: Noctuidae) em milho. **Neotropical Entomology**, Londrina, v. 34, n. 2, p. 311-317, 2005.

BOIÇA JÚNIOR, A.L.; VENDRAMIM, J.D. Desenvolvimento de *Bemisia tabaci* em genótipos de feijão. **Anais Sociedade Entomológica do Brasil**, Jaboticabal, v. 15, n. 2, p. 231-238, 1986.

BOIÇA JÚNIOR, A.L.; TOMASO, C.A.; HIRATA, M.; COSTA, M.C. Flutuação populacional dos principais insetos-pragas em feijoeiro e de *Bemisia tabaci* em plantas daninhas na região de Ilha Solteira. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE ENTOMOLOGIA, 13., 1991, Recife. **Anais...** Recife: SEB, 1991. p. 217.

BONDAR, G. **Aleyrodídeos do Brasil**. São Paulo: Secretaria Agricultura, Indústria e Obras Públicas, Seção de Pathologia Vegetal, 1923. 84 p.

BOX, G.E.P.; COX, D.R. An Analysis of Transformations. **Journal of the Royal Statistical Society**, London, v. 26, n. 2, p. 211-252, 1964.

BRAGA, G.L. Cromatografia em papel. In: COLLINS, C.H.; BRAGA, G.L.; BONATO, P.S. **Fundamentos de cromatografia**. Campinas: Editora da Unicamp, 2006. cap. 3, p. 47-66.

BRASIL. Ministério de Agricultura. **AGROFIT, 2009**. Disponível em: <http://extranet.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons>. Acesso em: 02 jan. 2009.

BRAY, D.H.; WARHURST, D.C.; CONNOLLY, J.D.; O'NEILL, M.J.; PHILLIPSON, J.D. Plants as sources of antimalarial drugs. Part 7. Activity of some species of Meliaceae plants and their constituent limonoids. **Phytotherapy Research**, Sussex, v. 4, n. 1, p. 29-35, 1990.

BROWN, J.K. Evaluación crítica sobre los biotipos de mosca blanca en América, de 1989 a 1992. In: HILJE, L.; ARBOLEDA, O. **Las moscas blancas (Homoptera: Aleyrodidae) en América Central y el Caribe**: Turrialba: CATIE, 1993. p. 1-9. (CATIE. Série Técnica. Informe Técnico; 205).

_____. Current status of *Bemisia tabaci* as a plant pest and virus vector in agroecosystems worldwide. **FAO Plant Protection Bulletin**, Rome, v. 42, n. 1/2, p. 3-32, 1994.

BROWN, J.K.; BIRD, J. Whitefly-transmitted geminiviruses and associated disorders in the Americas and the Caribbean basin: past and present. **Plant Disease**, Saint Paul, v. 76, p. 220–225, 1992.

_____. Variability within the *Bemisia tabaci* species complex and its relation to new epidemics caused by geminiviruses. **CEIBA**, Tegucigalpa, v. 36, p. 73-80, 1995.

BROWN, J.K.; COSTA, H.S.; LAEMMLEN, F. First incidence of whitefly-associated squash silverleaf (SSL) of *Cucurbita* and of white streaking (WSt) disorder of cole crops in Arizona and California. **Plant Disease**, Saint Paul, v. 76, p. 426, 1991.

BROWN, J.K.; FROHLICH, D.R.; ROSSEL, R.C. The sweetpotato or silverleaf whiteflies: biotypes of *Bemisia tabaci* or a species complex? **Annual Review of Entomology**, Palo Alto, v. 40, p. 511-534, 1995.

BROWN, J.K.; COATS, S.; BEDFORD, J.D.; MARKHAM, P.G.; BIRD, J. Biotypic characterization of *Bemisia tabaci* populations based on esterase profiles, DNA fingerprinting, virus transmission, and bioassay to key host plant species. **Phytopathology**, Saint Paul, v. 82, p. 1104, 1992.

BROWN, J.K.; COATS, S.; BEDFORD, I.D.; MARKHAM, P.G.; BIRD, J.; FROHLICH, D.R. Characterization and distribution of esterase electromorphs in the whitefly, *Bemisia tabaci* (Genn.) (Homoptera: Aleyrodidae). **Biochemical Genetics**, New York, v. 33, p. 205–214, 1995.

BROWN, S.; MCLAUGHLIN, W.; JEREZ, I. T.; BROWN, J. K. Identification and distribution of *Bemisia tabaci* (Gennadius)(Homoptera: Aleyrodidae) haplotypes in Jamaica. **Tropical Agriculture**, Surrey, v. 79, n. 3, p. 140-149, 2002.

BRUNHAM, R.C.; PLUMMER, F.A.; STEPHENS, R.S. Bacterial antigenic variation, host immune response and pathogen-host coevolution. **Infection and Immunity**, Bethesda, v. 61, n. 6, p. 2273–2276, 1993.

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**, Londrina, v. 30, n. 3, p. 455-459, 2001.

BUCKNER, J.S.; FREEMAN, T.P.; RUUD, R.L.; CHU, C.; HENNEBERRY, T.J. Characterization and functions of the whitefly egg pedicel. **Archives of Insect Biochemistry and Physiology**, New York, v. 49, p. 22-23, 2002.

- BUTLER JUNIOR., G.D.; HENNEBERRY, T.J.; CLAYTON, T.E. *Bemisia tabaci* (Homoptera, Aleyrodidae): development, oviposition and longevity in relation to temperature. **Annals of the Entomological Society of America**, Lanham, v. 76, p. 310-313, 1983.
- BUTLER JUNIOR., G.D.; HENNEBERRY, T.J.; WILSON, F.D. *Bemisia tabaci* (Homoptera, Aleyrodidae) on cotton: adult activity and cultivar oviposition preference. **Journal of Economic Entomology**, Lanham v. 79, p. 350-354, 1986.
- BUTTERWORTH, J.H.; MORGAN, E.D. Isolation of a substance that suppresses feeding in *Locusts*. **Journal of the Chemical Society**, London, v. 21, p. 23-24, 1968.
- BYRNE, D.N.; BELLOWS, T.S. Jr.; PARRELLA, M.P. Whiteflies in agricultural systems. In: GERLING, D. (Ed.). **Whiteflies: their bionomics, pest status and management**. Andover: Intercept, 1990. p. 227-261.
- BYRNE, D.N.; BELLOWS, T.S. Jr. Whitefly biology. **Annual Review of Entomology**, Palo Alto, v. 36, p. 431-457, 1991.
- BYRNE, F.J.; CASTLE, S.; PRABHAKER, N.; TOSCANO, N.C. Biochemical study of resistance to imidacloprid in B biotype *Bemisia tabaci* from Guatemala. **Pest Management Science**, Sussex, v. 59, n. 3, p. 347-352, 2003.
- CAFFARINI, P.; CARRIZO, P.; PELICANO, A.; ROGGERO, P.; PACHECO, J. Efectos de extractos acetónicos y acuosos de ricinus communis (Ricino), *Melia azedarach* (Paraíso) y *Trichillia glauca* (Trichillia), sobre la hormiga negra común (*Acromyrmex lundii*). **Idesia**, Chile, v. 26, n. 1, p. 59-64, 2008.
- CAHILL, M.; JARVIS, W.; GORMAN, K.; DENHOLM, I. Resolution of baseline responses and documentation to buprofezin in *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae). **Bulletin of Entomological Research**, Cambridge, v. 86, p. 117-122. 1996b.
- CAHILL, M.; GORMAN, K. J.; DAY, S.; DENHOLM, I.; ELBERT, A.; NAUEN, R. Baseline determination and detection of resistance to imidacloprid in *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae). **Bulletin of Entomological Research**, Cambridge, v. 86, n. 4, p. 343-349. 1996a.
- CAMPANHOLA, C. **Resistência de insetos a inseticidas: importância, características e manejo**. Jaguariúna: EMBRAPA, CNPDA, 1990. 45 p.
- CARPINELLA, M.C.; DEFAGO, M.T.; VALLADARES, G.; PALACIOS, S.M. Antifeedant and insecticide properties of a limonoid from *Melia azedarach* (Meliaceae) with potential use for pest management. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, Washington, v. 51, n. 2, p. 369-74, 2003.
- CASTIGLIONI, E.A.; VENDRAMIM, J.D.; Evaluación de extractos de meliáceas para el control de *Heterotermes tenuis*. **Manejo Integrado de Plagas y Agroecología**, Turrialba, v. 68, p. 34-40, 2003.

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, 2006.

CHAMPAGNE, D.E.; KOUL, O.; ISMAN, M.B.; SCUDDER, G.G.E.; TOWERS, G. H.N. Biological activity of limonoids from the Rutales. **Phytochemistry**, Oxford, v. 31, n. 2, p. 377-394, 1992.

CHAPMAN, R.F. **The insects: structure and function**. 4th ed. Cambridge: Harvard University, 1998. 770 p.

COHEN, S.; DUFFUS, J.E.; LIU, H.Y. A new *Bemisia tabaci* biotype in the southwestern United States and its role in silverleaf of squash and transmission of lettuce infectious yellows virus. **Phytopathology**, Saint Paul, v. 82, p. 86-90, 1992.

CORREIA, A.A. **Histofisiologia do canal alimentar e hemócitos de *Spodoptera frugiperda* (J.E. smith) (Lepidoptera: Noctuidae) tratadas com nim (*Azadirachta indica* A. Juss)**. 2008. 57 p. Dissertação (Mestrado em Entomologia Agrícola) - Universidade Federal Rural de Pernambuco, Recife, 2008.

COSTA, A.S.; COSTA, C.L.; SAUER, H.F. Surto de mosca-branca em culturas do Paraná e São Paulo. **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, Itabuna, v. 2, n. 1, p. 20-30, 1973.

COSTA, H.S.; BROWN, J.K. Variation in biological characteristics and esterase patterns among populations of *Bemisia tabaci*, and the association of one population with silverleaf symptom induction. **Entomologia Experimentalis et Applicata**, Oxford, v. 61, p. 211-219, 1991.

COSTA, H.S.; BROWN, J.K.; SIVASUPRAMANIAM, S.; BIRD, J. Regional distribution, insecticide resistance and reciprocal crosses between the 'A' and 'B' biotypes of *Bemisia tabaci*. **Insect Science and its Applications**, New Jersey, v. 14, p. 255-266, 1993.

COUDRIET, D.L.; PRABHAKER, N.; MEYERDIRK, D.E. Sweetpotato whitefly (Homoptera: Aleyrodidae): Effects of neem-seed extract on oviposition and immature stages. **Environmental Entomology**, Lanham, v. 14, n. 6, p. 776-779, 1985.

COUDRIET, D.L.; MEYERDIRK, D.E.; PRABHAKER, N.; KISHABA, A.N. Bionomics of sweetpotato whitefly (Homoptera: Aleyrodidae) on weed hosts in the Imperial Valley, California. **Environmental Entomology**, Lanham, v. 15, p. 1179-1183, 1986.

COVARRUBIAS, J.J.P. Estrategia de manejo regional de insecticidas para la mosquita blanca de la hoja plateada (*Bemisia argentifolii* BELLOWS JUNIOR & Perring). In: COVARRUBIAS, J.J.P.; MENDÍVIL, F.P. **Temas selectos para el manejo integrado de la mosquita blanca**. Sonora: Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias, Centro de Investigación Regional del Noroeste, 1998. p. 127-147. (Memoria Científica, 6).

COX, C. Pyrethrins/Pyrethrum. **Journal of Pesticide Reform**, Eugene, v. 22, p. 14-20, 2002.

CROSBY, D.G. Minor insecticides of plant origin. In: JACOBSON, M.; CROSBY, D.G. (Ed.). **Naturally occurring insecticides**. New York: Marcel Dekker, 1971. p. 177-178.

CUBILLO, D.; QUIIJE, R.; LARRIVA, W.; CHACON, A.; HILJE, L. Evaluacion de la repelencia de varias substancias sobre la mosca blanca *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae). **Manejo Integrado de Plagas**, Turrialba, v. 33, p. 26-28, 1994.

CUNHA, U.S. da. **Busca de substâncias de *Trichilia pallida* e *Trichilia pallens* (Meliaceae) com atividade sobre a traça-do-tomate ro *Tuta absoluta* (Meyrick) (LEP.: GELECHIIDAE)**. 2004. 126 p. Tese (Doutorado em Entomologia) – Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Universidade de São Paulo, São Paulo, 2004.

CUNHA, U.S. da; VENDRAMIM, J.D.; ROCHA, W.C.; VIEIRA, P.C. Potencial de *Trichilia pallida* Swartz (Meliaceae) como fonte de substâncias com atividade inseticida sobre a traça-do-tomateiro, *Tuta absoluta* (Meyrick) (Lepidoptera: Gelechiidae). **Neotropical Entomology**, Londrina, v. 34, n. 4, p. 6E67-673, 2005.

_____. Frações de *Trichilia pallens* com atividade inseticida sobre *Tuta absoluta*. **Pesquisa Agropecuaria Brasileira**, Brasília, v. 41, n. 11, p. 1579-1585, 2006.

DE BARRO, P.J.; DRIVER, F. Use of RAPD-PCR to distinguish the B biotype from other biotypes of *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Hemiptera: Aleyrodidae). **Australian Journal of Entomology**, Oxford, v. 36, p. 149-152, 1997.

DE BARRO, P. J.; DRIVER, F.; TRUEMAN, J. W. H.; CURRAN, J. Phylogenetic relationships of world populations of *Bemisia tabaci* (Gennadius) using ribosomal ITS1. **Molecular Phylogenetics and Evolution**, San Diego, v. 16, n. 1, p. 29-36, 2000.

De PAULA, J.R.; VIEIRA, I.J.C.; SILVA, M.F.G.F. da; RODRIGUES, F.E.; FERNANDES, J.B.; VIEIRA, P.C.; PINHEIRO, A.L.; VILELA, E.F. Sesquiterpenes, triterpenoids, limonoids and flavonoids of *Cedrela odorata* graft and speculations on the induced resistance against *Hypsipyla grandella*. **Phytochemistry**, Oxford, v. 44, n. 8, p. 1449-1454. 1997.

De PAULA, J.R.; CASTRO-GAMBOA, I.; OIANO-NETO, J.; SILVA, M.F.G.F. da; RODRIGUES, F.E.; FERNANDES, J.B.; VIEIRA, P.C.; PINHEIRO, A.L. Chemistry of *Cedrela odorata* graft and speculations on the induced resistance against *Hypsipyla grandella*. **Anais da Academia Brasileira de Ciências**, Rio de Janeiro, v. 70, n. 4, p. 737-742, 1998.

DEGANI, A.L.G.; CASS, Q.B.; VIEIRA, P.C. Cromatografia um breve ensaio. **Química Nova na Escola**, São Paulo, n. 7, p. 21-25, 1998.

DELATTE, H.; REYNAUD, B.; GRANIER, M.; THORNARY, L.; LETT, J.M.; GOLDBACH, R.; PETERSCMITT, M.A. New silverleaf-inducing biotype Ms of *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) indigenous to the islands of the south-west Indian Ocean. **Bulletin of Entomological Research**, Cambridge, v. 95, p. 29-35, 2005.

DENNEHY, T.J.; DEGAIN, B.A.; HARPOLD, V.S.; BROWN, J.K.; MORIN, S.; FABRICK, J.A.; NICHOLS, R.L. **New challenges to management of whitefly resistance to insecticides in Arizona**. Arizona: The University of Arizona Cooperative Extension, 2005. 32 p.

DITTRICH, V.; ERNST, G.H.; RUESCH, O.; SOLANG, U.K. Resistance mechanisms in sweetpotato whitefly (Homoptera: Aleyrodidae) populations from Sudan, Turkey, Guatemala, and Nicaragua. **Journal of Economic Entomology**, Lanham, v. 83, n. 5, p. 1665-1670, 1990.

DROST, Y.C.; van LENTEREN, J.C.; van ROERMUND, H.J.W. Life-history parameters of different biotypes of *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) in relation to temperature and host plant: a selective review. **Bulletin of Entomological Research**, Cambridge, v. 88, n. 3, p. 219-229, 1998.

DUFFUS, J.E. Whitefly transmission of plants viruses. In: HARRIS, K.F. (Ed). **Current topics in vector research**. New York: Springer-Verlag, 1987. p. 73-91.

EICHELKRAUT, K.; CARDONA, C. Biología, cria massal y aspectos ecológicos de la mosca blanca *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Homoptera; Aleyrodidae), com plaga del frijol comum. **Turrialba**, San Jose, v. 39, n. 1, p. 55-62, 1989.

ELBERT, A.; NAUEN, R. Resistance of *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) to insecticides in southern Spain with special reference to neonicotinoids. **Pest Management Science**, Sussex, v. 56, p. 60-64. 2000.

EL-HELALY, M.S.; EL-SHAZLI, A.L.; EL-GAYAR, F.H. Biological studies on *Bemisia tabaci* Genn. (Homoptera, Aleyrodidae) in Egypt. **Zeitschrift Fur Angewandte Entomologie**, Berlin, v. 69, p. 48-55, 1971.

EL-KADY, H.; DENHOLM, I.; DEVINE, G.J. Insecticide resistance in Egyptian strains of *Bemisia tabaci*. **The BCPC Conference: Pests and Diseases**, Brighton, n. 1/2, p. 787-792, 2002.

ELLSWORTH, P.C.; TRONSTA, R.; LESER, J.; GOODELL, P.B.; GODFREY, L.D.; HENNEBERRY, T.J.; HENDRIX, D.; BRUSHWOOD, D.; NARANJO, S.E; CASTLE, S.; NICHOLS, R.L. **Sticky cotton sources & solution**. Arizona: The University of Arizona, Cooperative Extension, 1999. 4 p. (IMP Series, 13).

FERRI, P.H. Química de produtos naturais: métodos gerais. In: DISTASI, L.C. (Ed.). **Plantas medicinais: arte e ciência**. Um guia de estudo interdisciplinar. São Paulo: UNESP, 1996. cap.10, p.129-156.

FLINT, M.L. **Whiteflies in California**: a resource for cooperative extension. California: University of California, Statewide Integrated Pest Management Project. Division of Agriculture and Natural Resources, 1995. 56 p.

FNP CONSULTORIA & COMÉRCIO. Tomate. In: _____. **AGRIANUAL 2009**: anuário da agricultura brasileira. São Paulo, 2009. p. 472-478.

FRANÇA, F.H.; VILLAS-BÔAS, G.L.; BRANCO, M.C. Ocorrência de *Bemisia argentifolii* Bellows Junior & Perring (Homoptera: Aleyrodidae) no Distrito Federal. **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, Londrina, v. 25, n. 2, p. 369-372, 1996.

FUKAMI, H.; NAKAJIMA, M. Synthesis of b-tubanol methyl ether, Synthesis of rotenoids. **Agricultural and Biological Chemistry**, Tokyo, v. 25, p. 252-255, 1961.

GALLO, D.; NAKANO, O.; SILVEIRA NETO, S.; CARVALHO, R.P.L.; BAPTISTA, G.C. de; BERTI FILHO, E.; PARRA, J.R.P.; ZUCCHI, R.A.; ALVES, S.B.; VENDRAMIM, J.D.; MARCHINI, L.C.; LOPES, J.R.S.; OMOTO, C. **Entomologia agrícola**. Piracicaba: FEALQ, 2002. 920 p.

GAWELL, N.J.; BARTLETT, A.C. Characterization of differences between whiteflies using RAPD-PCR. **Insect Molecular Biology**, Oxford, v. 2, p. 33-38, 1993.

GERLING, D. Una reinterpretación sobre las moscas blancas. **Manejo Integrado de Plagas**, Turrialba, n. 63, p. 13-21, 2002.

GERLING, D.; BELLOWS JUNIOR, T.S. Whiteflies as crop pests. In: EUROPEAN WHITEFLY SYMPOSIUM, 2001. Ragusa, Italia. **Abstracts**. Ragusa: [S.n.], 2001.

GERLING, D.; HOROWITZ, A.R.; BAUMGAERTNER, J. Autoecology of *Bemisia tabaci*. **Agriculture, Ecosystems & Environment**, Amsterdam, v. 17, n. 1/2, p. 5-19, 1986.

GERLING, D.; MOTRO, U.; HOROWITZ, R.; Dynamics of *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Homoptera: Aleyrodidae) attacking cotton in the coastal plain of Israel. **Bulletin of Entomological Research**, Cambridge, v. 70, p. 213-219, 1980.

GILLESPIE, D.R. Endemic Aleyrodidae (Homoptera) and their parasites (Hymenoptera) on southern Vancouver Island, British Columbia. **Journal of the Entomological Society of British Columbia**, Victoria, v. 82, p. 12-13, 1985.

GNOATTO, S.C.B.; BASSANI, V.L.; COELHO, G.C.; SCHENKEL, E.P. Influência do método de extração nos teores de metilxantinas em erva-mate (*Ilex paraguariensis* A. ST.-HIL., AQUIFOLIACEAE). **Química Nova**, São Paulo, v. 30, n. 2, p. 304-307, 2007.

GÓMEZ, P.; CUBILLO, D.; MORA, G.A.; HILJE, L. Evaluación de posibles repelentes de *Bemisia tabaci*: I. Productos comerciales. **Manejo Integrado de Plagas**, Turrialba, v. 46, p. 9-16, 1997a.

_____. L. Evaluación de posibles repelentes de *Bemisia tabaci*: II. Extractos vegetables. **Manejo Integrado de Plagas**, Turrialba, v.46, p.17-25, 1997b.

GONÇALVES, M.E.C.; BLEICHER, E. Uso de extratos aquosos de nim e azadiractina via sistema radicular para o controle de mosca-branca em meloeiro. **Revista Ciência Agronômica**, Fortaleza, v. 37, n. 2, p. 182-187, 2006.

GONÇALVES, P.A.S.; WERNER, H.; DEBARBA, J.F. Avaliação de biofertilizantes, extratos vegetais e diferentes substâncias alternativas no manejo de tripses em cebola em sistema orgânico **Horticultura Brasileira**, Brasília, v. 22, n. 3, p. 659-662, 2004.

GONCALVES-GERVASIO, R.C.R.; VENDRAMIM, J.D. Bioatividade do extrato aquoso de sementes de nim sobre *Tuta absoluta* (Meyrick, 1917) (Lepidoptera: Gelechiidae) em três formas de aplicação. **Ciência e Agrotecnologia**, Lavras, v. 31, n. 1, p. 28-34, 2007.

GRAINGE, M.; AHMED, S. **Handbook of plants with pestcontrol properties**. New York: John Wiley, 1988. 470 p.

GUIRAO, P.; BEITIA, F.E; CENIS, J.L. Biotype determination of Spanish populations of *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae). **Bulletin of Entomological Research**, Cambridge, v. 87, p. 587-593, 1997.

HAJI, F.N.P.; ALENCAR, J.A. de; LIMA, M.F. **Mosca branca: danos, importância econômica e medidas de controle**. Petrolina: EMBRAPA, CPATSA, 1996. 9 p. (EMBRAPA. CPATSA. Documentos, 83).

HAJI, F.N.P.; MATTOS, M.A.A.; BARBOSA, F.R.; ALENCAR, J.A. **Estratégias de controle da mosca-branca *Bemisia argentifolli* (Bellows Junior & Perring, 1994)**. Petrolina: EMBRAPA Semi-árido, 1998. 27 p.

HAJI, F.N.P.; CARNEIRO, J.S.; BLEICHER, E.; MOREIRA, A.N.; FERREIRA, R.C.F. Manejo da mosca-branca *Bemisia tabaci* biótipo B na cultura do tomate. 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. cap. 7. p. 87-110.

HARRISON, B.D. Advances in geminivirus research. **Annual Review of Phytopathology**, Palo Alto, v. 23, p. 55-82, 1985.

HEMPEL, A. Hemípteros novos ou pouco conhecidos da família Aleyrodidae. **Revista do Museu Paulista**, São Paulo, v. 13, p.1121-1191, 1892.

HENDI, A.; ABDEL-FATTAH, M.I.; EL-SAYED, A. Biological study on the white-fly, *Bemisia tabaci* (Genn.) (Homoptera, Aleyrodidae). **Bulletin of Society Entomological of Egypt**, Cairo, v. 65, p. 101-8, 1985.

HIDAYAT, S.H.; RAHMAYANI, E. Transmission of *Tomato leaf curl begomovirus* by two different species of whitefly (Hemiptera: Aleyrodidae). **Plant Pathology**, Oxford, v. 23, n. 2, p. 57-61, 2007.

HILJE, L. Aspectos bioecológicos de *Bemisia tabaci* en Mesoamerica. **Manejo Integrado de Plagas**, Turrialba, n. 35, p. 46-54, 1995.

_____. **Metodologias para el estudio y manejo de moscas blancas y geminivirus**. Turrialba: CATIE, Unidad de Fitoproteccion, 1996. 150 p. (CATIE. Materiales de Enseñanza; 37).

_____. Cómo determinar la repelência de substancias aleloquímicas sobre las moscas blancas. **Manejo Integrado de Plagas y Agroecología**, Turrialba, n. 74, p. 94-98, 2005.

HOFFMAN, C.J.; BYRNE, D.N. Effects of temperature and photoperiod upon adult eclosion of the sweetpotato whitefly, *Bemisia tabaci*. **Entomologia Experimentalis et Applicata**, Amsterdam, v. 42, n. 2, p. 139-143, 1986.

HOROWITZ, A.R.; GERLING, D. Seasonal variation of sex ratio in *Bemisia tabaci* on cotton in Israel. **Environmental Entomology**, Lanham, v. 21, n. 3, p. 556-9, 1992.

INBAR, M.; GERLING, D. Plant-mediated interactions between whiteflies, herbivores, and natural enemies. **Annual Review of Entomology**, Palo Alto, v. 53, p. 431-448, 2008.

ISMAN, M.B. Factors limiting commercial success of neem insecticides in North America and Western Europe. In: KOUL, O.; WAHAB, S. (Ed.). **Neem: today and in the new millennium**. Dordrecht: Kluwer, 2004. p. 33-41.

_____. Botanical insecticides, deterrents, and Repellents in modern agriculture and an increasingly regulated world. **Annual Review of Entomology**, Palo Alto, v. 51, p. 45-66, 2006.

JACOBSON, M. **Focus on phytochemical pesticides: the neemtree**. Boca Raton: CRC Press, 1989. v. 1, 178 p.

JAGLAN, M.S.; KHOKHAR, K.S.; MALIK, M.S.; SINGH, R. Evaluation of neem (*Azadirachta indica* A. Juss) extracts against American bollworm, *Helicoverpa armigera* (Hubner). **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, Washington, v. 45, p. 3262-3268, 1997.

JIMÉNEZ, D.R.; YOKOMI, R.K.; MAYER, R.T.; SHAPIRO, J.P. Cytology and physiology of silverleaf whitefly-induced squash silverleaf. **Physiological and Molecular Plant Pathology**, London, v. 46, p. 227-42, 1995.

JONES, D.R. Plant viruses transmitted by whiteflies. **European Journal of Plant Pathology**, London, v. 109, n. 3, p. 195-219. 2003.

JUDD, W.S.; CAMPBELL, C.S.; KELLOGG, E.A.; STEVENS, P.F. **Plant systematics: a phylogenetic approach**. Massachusetts: Sinauer Associates, 1999. 464 p.

KLEIN, R.M. As plantas meliáceas. **Flora Ilustrada Catarinense**, Florianópolis, v.1, p. 40-46, 1984.

KLOCKE, J.A. Natural plant compounds useful in insect control. In: WALLER, G.R. (Ed.). **Allelochemicals: role in agriculture and forestry**. Washington: American Chemical Society, 1987. p. 396-415. (American Chemical Society Symposium Series, 330).

KOGAN, M. Integrated pest management historical perspectives and contemporary developments. **Annual Review of Entomology**, Palo Alto, v. 43, p. 243-270, 1998.

KOUL, O.; ISMAN, M.B.; KETKAR, C.M. Properties and uses of neem, *Azadirachta indica*, **Canadian Journal of Botany**, Ottawa, v. 68, n. 1, p. 1-11, 1990.

KRAUS, W.; GRIMMINGER, W.; SAWITZKI, G. Toonacilin and 6-cetoxytoonacilin, Two Novel B-*seco*-Tetranortriterpenoids with Antifeeding Activity. **Angewandte Chemie International Edition in English**, Weinheim, v. 17, n. 6, p. 452-453, 1978.

KRAUS, W. Azadirachtin and other triterpenoids. In: SCHMUTTERER, H. (Ed.). **The neem tree**. Mumbai: Neem Found., 2002. p. 39-111.

KUMAR; P.; POEHLING; H.M.; BORGEMEISTER, C. Effects of different application methods of azadirachtin against sweetpotato whitefly *Bemisia tabaci* Gennadius (Hom., Aleyrodidae) on tomato plants. **Journal of Applied Entomology**, Hamburg, v. 129, n. 9/10, p. 489-497, 2005.

LACEY, L.A.; MILLAR, L.; KIRK, A.A.; PERRING, T.M. Effect of storage temperature and duration on survival of eggs and nymphs of *Bemisia argentifolii* (Homoptera: Aleyrodidae) and pupal of the whitefly parasitoid *Encarsia Formosa* (Hymenoptera: Aphelinidae). **Annals of the Entomological Society of America**, Lanham, v. 92, n. 3, p. 430-434, 1999.

LAGUNES, T.A.; RODRÍGUEZ H., C. **Búsqueda de tecnología apropiada para el combate de plagas del maíz almacenado en condiciones rústicas**. Chapingo: CONACYT - CP, 1989. 150 p. (Informe Final del Proyecto CONACYT/PVT/AI/NAL/85/3149).

LARA, F.M. **Princípios de resistência de plantas a insetos**. 2. ed. São Paulo: Ícone, 1991. 336 p

LAREW, H.G.; LOCKE, J.C. Repellency and toxicity of a horticultural oil against whiteflies on chrysanthemum. **Hortscience**, Alexandria, v. 25, n. 11, p. 1406-1407, 1990.

LEE, S.M.; KLOCKE, J.A.; BARNABI, M.A.; YAMASAKI, R.B.; BALANDRIN, M.F. Insecticidal constituents of *Azadirachta indica* and *Melia azedarach* (Meliaceae). In: _____. **Naturally occurring pest bioregulators**. Washington: American Chemical Society, 1991. (ACS Symposium Series, 1991).

LIMA, A.C.S.; LARA, F.M. **Mosca-branca (B. tabaci): morfologia, biologia e controle**. Jaboticabal: UNESP, 2001. 76 p.

LIMA, L.H.C.; NÁVIA, D.; INGLIS, P.W.; OLIVEIRA, M.R.V. Survey of *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Homoptera:Aleyrodidae) biotypes in Brazil using RAPD markers. **Genetics and Molecular Biology**, Ribeirão Preto, v. 23, n. 4, p. 1-5, 2000.

LIMA, L.H. C.; OLIVEIRA, M.R.V.; GOMES, A.C.M.M.; FERREIRA, D.N.M. **Análise eletroforética em populações da mosca branca, *Trialeurodes vaporariorum* e *Bemisia* sp. (Homoptera, Aleyrodidae)**. Brasília: Embrapa, CENARGEN, 1992. 5 p. (Embrapa. CENARGEN. Pesquisa em Andamento, 5).

LIMA, L.H.C.; CAMPOS, L.; MORETZSOHN, M.C.; NÁVIA, D.; OLIVEIRA, M.R.V. Genetic diversity of *Bemisia tabaci* (Genn.) populations in Brazil revealed by RAPD markers. **Genetics and Molecular Biology**, Ribeirão Preto, v. 25, n. 2, p. 217-223, 2002.

LIMA, L.H.C.; CAMPOS, L.; MORETZSOHN, M.C.; NÁVIA, D.; SILVA, O.R.L.; OLIVEIRA, M.R.V. de. **Populações de *Bemisia tabaci* (Gennadius) raça B no Brasil: análise da diversidade genética por RAPD**. Brasília: Embrapa, CENARGEN, 1999. 6 p. (Embrapa. CENARGEN. Pesquisa em Andamento, 22).

LIN, H.; KOGAN, M.; FISCHER, D. Induced resistance in soybean to the Mexican bean beetle (Coleoptera: Coccinellidae): comparisons of inducing factors. **Environmental Entomology**, College Park, v. 19, p. 1852-1857, 1990.

LIU, H.Y.; COHEN, S.; DUFFUS, J.E. The use of isozyme patterns to distinguish sweetpotato whitefly (*Bemisia tabaci*) biotypes. **Phytoparasitica**, Bet Dagan, v. 20, p. 187-194, 1992.

LIU, T.X.; STANSLY, P.A. Toxicity of biorational insecticides to *Bemisia argentifolii* (Homoptera: Aleyrodidae) on tomato leaves. **Journal of Economic Entomology**, Lanham, v. 88, n. 3, p. 564-568, 1995.

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.; MIRANDA, M.A.C.; ALVES, S.B. Ocorrência epizootica de *Verticillium lecanii* em *Bemisia tabaci* biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae) no Estado do Maranhão. **Neotropical Entomology**, Londrina, v. 30, n. 1, p. 183-185, 2001.

LUO, X.; MA, Y.; WU, S.; WU, D. Two Novel Azadirachtin Derivatives from *Azadirachta indica*. **Journal of Natural Products**. Washington. v. 62, p. 1022-1024, 1999.

MAGALHÃES, B.P.; CARVALHO, S.M. Insetos associados à cultura do feijoeiro. In: ZIMMERMANN, M.J., ROCHA, M., YAMADA, T. **Cultura do feijoeiro: fatores que afetam a produtividade**. Piracicaba: Associação Brasileira para Pesquisa da Potassa e do Fósforo, 1988. p. 573-89.

MAIA, B.H.L.N.S.; DE PAULA, J.R.; SANT'ANA, J.; SILVA, M.F.G.F.DA.; FERNANDES, J.B.; VIEIRA, P.C.; COSTA, M.S.; OHASHI, O.S.; SILVA, J.N.M. Essential Oils of *Toona* and *Cedrela* Species (Meliaceae): Taxonomic and Ecological Implications. **Journal of the Brazilian Chemical Society**, São Paulo, v. 11, n. 6, p. 629-639, 2000.

MARANHÃO, Z.C. Plantas inseticidas. **Revista de Agricultura**. Piracicaba, v. 29, n. 3/4, p.113-121, 1954.

MARICONI, F. A. **Inseticidas e seu emprego no combate às pragas**. 2. ed. São Paulo: Agronômica Ceres, 1963. 119 p.

- MARINHO, V.L.A.; FONSECA, M.E.N. Ocorrência de RNA do tipo viróide em plantas de crisântemo proveniente do estado de São Paulo. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v. 17, n. 2, p. 179, 1992.
- MARKHAN, P.G.; BEDFORD, I.D.; LIU, S.J.; PINNER, M.S. The transmission of geminiviruses by *Bemisia tabaci*. **Pesticide Science**, London, v. 42, p. 123-128, 1994.
- MARKHAM, P.G.; BEDFORD, J.D.; LIU, S.; FROLICH, D.F.; ROSSEL, R.E.; BROWN, J.K. The transmission of geminiviruses by biotypes of *Bemisia tabaci* (Gennadius). In: GERLING D.; MAYER R. T. (Ed.). **Bemisia: taxonomy, biology, damage, control and management**. Andover: Intercept, 1996. p. 69-75.
- MARTIN, J.H. An identification guide to common whitefly pest species of the world (Homoptera: Aleyrodidae). **Tropical Pest Management**, Basingstok, v. 33, n. 4, p. 298-322, 1987.
- MARTIN, J.H.; MIFSUD, D.; RAPISARDA, C. The whiteflies (Hemiptera: Aleyrodidae) of Europe and the Mediterranean Basin. **Bulletin of the Entomological Research**, Wallingford, v. 90, n. 5, p. 407-448, 2000.
- MARTINEZ, S. **O nim *Azadirachta indica*: natureza, usos múltiplos, produção**. Londrina: IAPAR, 2002. 142 p.
- MATOS, A.P. **Busca de compostos inseticidas: estudo de espécies do gênero *Trichilia* (MELIACEAE)**. 2006. 194 p. Tese (Doutorado em Química) – Universidade Federal de São Carlos, São Carlos, 2006.
- MCMILLIAN, W.W.; BOWMAN, M.C.; BURTON, R.L; STARKS, K.J.; WISEMAN, B.R. Extract of chinaberry leaf as a feeding deterrent and growth retardant for larvae of the corn earworm and fall armyworm. **Journal of Economic Entomology**, Lanham, v. 62, p. 708-710, 1969.
- MELO, P.C.T. **Mosca-branca ameaça produção de hortaliças**. Campinas: Asgrow do Brasil Sementes, 1992. 2 p. (Asgrow-Semente. Informe Técnico).
- MIKOLAJCZAK, K.L.; REED, D.K. Extractives of seeds of the Meliaceae: effects on *Spodoptera frugiperda* (J.E. Smith), *Acalymma vittatum* (F.), and *Artemia salina* Leach. **Journal of Chemical Ecology**, New York, v. 13, n. 1, p. 99-111, 1987.
- MIKOLAJCZAK, K.L.; ZILKOWSKI, B.W.; BARTELT, R.J. Effect of meliaceous seed extracts on growth and survival of *Spodoptera frugiperda* (J.E. Smith). **Journal of Chemical Ecology**, New York, v. 15, n. 1, p. 121-128, 1989.
- MIZUNO, A.C.R.; VILAS BÔAS, G.L. **Biologia da mosca-branca (*Bemisia argentifolii*) em tomate e repolho**. Brasília: EMBRAPA, CNPH, 1997. 5 p. (EMBRAPA. CNPH. Pesquisa em Andamento da Embrapa Hortaliças, 1).

MORALES, F.J.; ANDERSON, P.K. The emergence and dissemination of whitefly-transmitted geminiviruses in Latin America. **Archives Virology**, Vienna, v. 146, p. 415–441, 2001.

MORDUE (LUNTZ), A.J.; BLACKWELL, A. Azadirachtin: An update. **Journal Insect Physiology**. London, v. 39, p. 903-924, 1993.

MORDUE (LUNTZ), A.J.; NISBET, A.J. Azadirachtin from the neem tree *Azadirachta indica*: its action against insects. **Anais da Sociedade Entomologica do Brasil**, Londrina, v. 29, n. 4, p. 615-632, 2000.

MOREIRA, A.N.; HAJI, F.N.P.; SANTOS, A. dos; HAJI, A.T.; BARBOSA, F.R.; ALENCAR, J.A. DE. Aspectos biológicos de *Bemisia argentifolii* em tomateiro no Submédio do Vale do São Francisco. In: ENCONTRO LATINO-AMERICANO E DO CARIBE SOBRE MOSCAS BRANCAS E GEMINIVÍRUS, 8., 1999, Recife. **Anais e mini-resumos...** Recife: IPA, 1999. 1 CD- ROM.

MOREIRA, M.D.; PICANÇO, M.C.; MARTINS, J.C.; CAMPOS, M.R. DE C.; CHEDIK, M. Uso de inseticidas botânicos no controle de pragas. In: ZAMBOLIM, L.; LOPES, C.A.; PICANÇO, M.C.; COSTA, H. (Ed.). **Manejo integrado de doenças e pragas de hortaliças**, Viçosa: UFV, 2007. cap. 16, p. 577-606.

MORIN, S.; WILLIAMSON, M.S.; GOODSON, S.J.; BROWN, J.K.; TABASHNIK, B. E.E.; DENNEHY, T.J. Mutations in the *Bemisia tabaci* para sodium channel gene associated with resistance to a pyrethroid plus organophosphate mixture. **Insect Biochemistry and Molecular Biology**, Oxford, v. 32, p. 1781-1791. 2002.

MOUND, L.A.; HALSEY, S.H. **Whitefly of the world. A systematic catalogue of the Aleyrodidae (Homoptera) with host plant and natural enemy data**. New York. British Museum (Naturak History); John Wiley, 1978. 340 p.

MOYA, A.; GUIRAO, P.; CIFUENTES, D.; BEITIA, F.; CENIS, J. L. Genetic diversity of Iberian populations of *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) based on random amplified polymorphic DNA-polymerase chain reaction. **Molecular Ecology**, Oxford, v. 10, n. 4, p. 891-897, 2001.

MUELLNER, A.N.; SAMUEL, R.; JOHNSON, S.A.; CHEEK, M.; PENNINGTON, T.D.; CHASE, M.W. Molecular Phylogenetics of Meliaceae (Sapindales) based on nuclear and plastid DNA sequences. **American Journal of Botany**, New York, v. 90, n. 3, p. 471-480, 2003.

NAKANISHI, K. Recent studies on bioactive compounds from plants. **Journal of Natural Products**, Pittsburgh, v. 45, n. 1, p. 15-26, 1982.

NAKATANI, M.; IWASHITA, T.; NAOKI, H.; HASE, T. Structure of a limonoid antifeedant from *Trichilia roka*. **Phytochemistry**. New York, v. 24, n. 1, p. 195-196, 1985.

NARDO, E.A.B. de. **Triagem de substâncias como interferentes na aquisição e inoculação de vírus de plantas por insetos vetores.** 1989. 96 p. Tese (Doutorado em Biologia Vegetal) – Instituto de Biologia, Universidade Estadual de Campinas, Campinas, 1989.

NARDO, E.A.B. de; COSTA, A.S. Extrato de *Melia azedarach* e óleo vegetal reduzem disseminação no mosaico dourado do feijoeiro. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v. 15, n. 2, p. 145, 1990

NARDO, E.A.B. de; COSTA, A.S.; LOURENÇÃO, A.L. *Melia azedarach* extract as na antifeedant to *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae). **Florida Entomologist**, Gainesville, v. 80, n. 1, p. 92-94, 1997.

NATARAJAN, K.; SUNDARAMURTHY, V.T. Effect of neem oil on cotton whitefly (*Bemisia tabaci*). **Indian Journal of Agricultural Sciences**, New Delhi, v. 60, n. 4, p. 290-291, 1990.

NATIONAL RESEARCH COUNCIL. **Neem: a tree for solving global problems.** Washington: National Academy Press, 1992. 139p.

NAVA-CAMBEROS, U.; RILEY, D.G.; HARRIS, M.K. Temperature and host plant effects on development, survival, and fecundity of *Bemisia argentifolli* (Homoptera: Aleyrodidae). **Environmental Entomology**, Lanham, v. 30, n. 1, p. 55-63, 2001.

NEAL JUNIOR, J.W.; LEONHARDT, B.A.; BROWN, J.K.; BENTZ, J.; DVILBISS, E.D. Cuticular lipids of greenhouse whitefly and sweetpotato whitefly type A and B (Homoptera: Aleyrodidae) pupal exuviae on the same hosts. **Annals of Entomological Society of America**. Lanham, v. 87, n. 5, p. 609-618, 1994.

NORMAN JUNIOR., J.W.; RILEY, D.G.; STANSLY, P.A.; ELLSWORTH, P.C.; TOSCANO, N.C. **Management of silver leaf whitefly: a comprehensive manual on the biology, economic impact and control tactics.** Washington: USDA, 1996. 22 p.

OHNESORGE, B.; SHARAF, N.; ALCAWI, T. Population studies on the tobacco white-fly *Bemisia tabaci* Genn. (Homoptera, Aleyrodidae) during the winter season. I. The spacial distribution on some host plants. **Zeitschrift fur Angewandte Entomologie**, Berlin, v. 90, p. 226-232, 1980.

OIANO-NETO, J. **Estudo fitoquímico de *Toona ciliata* uma contribuição a quimiosistemática do gênero e à ecologia da interação *Hypsipyla* Meliaceae.** 2000. 287 p. Tese (Doutorado em Química) – Universidade Federal de São Carlos, São Carlos, 2000.

OIANO NETO, J.; SILVA, M.F.G.F. da; FERNANDES, J.B.; VIEIRA, P.C.; PINHEIRO, A.L. Norlimonoids from seeds of *Toona ciliata*. **Phytochemistry**, Oxford, v. 49, n. 5, p. 1369-1373, 1998.

OIANO NETO, J.; AGOSTINHO, S.M.M.; SILVA, M.F.G.F. da; VIEIRA, P.C.; FERNANDES, J.B.; PINHEIRO, A.L.; VILELA, E.F. Limonoids from seeds of *Toona ciliata* and their chemosystematic significance. **Phytochemistry**, Oxford, v. 38, n. 2, p. 397-401, 1995.

OLIVEIRA, M.R.V. Mosca-branca, *Bemisia tabaci* raça B (Hemiptera: Aleyrodidae). In: VILELA; E.F.; ZUCCHI; R.A.; CANTOR, F. (Ed.). **Histórico e impacto das pragas introduzidas no Brasil**. Ribeirão Preto: Holos, 2001. p. 61-71.

OLIVEIRA, M.R.V.; FARIA, M.R. **Mosca-branca do complexo *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Hemiptera: Aleyrodidae)**: bioecologia e medidas de controle. Brasília: Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, 2000. 111 p. (Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, Documentos, 48).

OLIVEIRA, M.R.V.; HENNEBERRY, T.J.; ANDERSON, P. History, current status, and collaborative research projects for *Bemisia tabaci*. **Crop Protection**, Oxford, v. 20, n. 9, p. 709-723, 2001.

OLIVEIRA, M.R.V.; LIMA, L.H.C.; MARINHO, V.L.A.; BATISTA, M.F.; AMÂNCIO, E.; VILARINHO, K.R.; SILVA, S.F.; FARIA, M.R. Moscas-brancas no Brasil e no mundo: identificação e expressão econômica. In: OLIVEIRA, M.R.V.; BATISTA, M.F.; LIMA, L.H.C.; MARINHO, V.L.A.; FARIA, M.R. (Ed.). **Moscas-brancas (Hemiptera: Aleyrodidae)**. Brasília: Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, 2005. p. 5 - 87.

OMER, A.D.; JOHNSON, M.W.; TABASHNIK, B.E.; COSTA, H.S.; ULLMAN, D.E. Sweetpotato whitefly resistance to insecticides in Hawaii: intra-island variation is related to insecticides use. **Entomologia Experimentalis et Applicata**, Amsterdam, v. 67, p. 173-182, 1993.

ORTEGO, O.; LÓPEZ-OLGUÍN, J.; RUÍZ, M.; CASTAÑERA, P. Effects of toxic and deterrent terpenoids on digestive protease and detoxication enzyme activities of Colorado potato beetle larvae. **Pesticide Biochemistry and Physiology**, New York, v. 63, p. 76-84, 1999.

PAIVA, F.A.; GOULART, A.C.P. Flutuação populacional da mosca-branca e incidência do mosaico dourado do feijoeiro. In: EMBRAPA. **Resultados de pesquisa com feijão de 1988 a 1990**. Dourados, 1991. p. 40-46.

PARRA, J.R.P.; BOTELHO, P.S.M.; CORRÊA-FERREIRA, B.S.; BENTO, J.M.S. Controle biológico: Terminologia. In: _____. (Ed.). **Controle biológico no Brasil, parasitóides e predadores**. Barueri: Manole, 2002. cap. 1, p. 1-16.

PATEL, H.M.; JHALA, R.C.; PANDIA, H.V.; PATEL, C.B. Biology of whitefly (*Bemisia tabaci*) on okra (*Hibiscus esculentus*). **Indian Journal of Agricultural Science**, New Delhi, v. 62, n. 7, p. 497-499, 1992.

PAULSON, G.S.; BEARDSLEY, J.W. Whitefly (Hemiptera: Aleyrodidae) egg pedicel insertion into host plant stomata. **Annals of the Entomological Society of America**, Lanham, v. 78, n. 4, p. 506-508, 1985.

- PEÑA, E.A.; PANTOJA, A.; BEAVER, J.; ARMSTRONG, A. Oviposición de *Bemisia tabaci* Genn. (Homoptera, Aleyrodidae) en cuatro genotipos de *Phaseolus vulgaris* L. (Leguminosae) con diferentes grados de pubescencia. **Folia Entomologica Mexicana**, México, v. 87, p. 1-12, 1993.
- PENNINGTON, T.D.; STYLES, B.T. A generic monograph of the Meliaceae. **Blumea**, Leiden, v. 22, p. 419, 1975.
- PERRING, T.M. The *Bemisia tabaci* species complex. **Crop Protection**, Guildford, v. 20, p. 725-737. 2001.
- PERRING, T.M.; COOPER, A.; KAZMER, D.J. Identification of the poinsettia strain of *Bemisia tabaci* (Homoptera, Aleyrodidae) on broccoli by electrophoresis. **Journal of Economic Entomology**, Lanham, v. 85, p. 1278-84, 1992.
- PERRING, T.M.; COOPER, A.D.; RODRIGUEZ, R.J.; FARRAR, C.A.; BELLOWS JUNIOR, T.S. Identification of a whitefly species by genomic and behavioural studies. **Science**, Washington, v. 259, p. 74-77, 1993a.
- PERRING, T.M.; FARRAR, C.A.; BELLOWS, T.S.; COOPER, A.D.; RODRIGUEZ, R.J. Evidence for a new species of whitefly: UCR findings and applications. **California Agriculture**, Berkeley, v. 47, n. 1, p. 7-8, 1993b.
- PERRY, A.S. The relative susceptibility to several insecticides of adult whiteflies (*Bemisia tabaci*) from various cotton-growing areas in Israel. **Phytoparasitica**, Bet Dagan, v. 13, n. 1, p. 77-78, 1985.
- PRABHAKER, N.; COUDRIET, D. L.; MEYERDIRK, D. E. Insecticide resistance in the sweetpotato whitefly, *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae). **Journal of Economic Entomology**, Lanham, v. 78, p. 748-752, 1985.
- PRABHAKER, N.; TOSCANO, N.C.; COUDRIET, D.L. Susceptibility of the immature and adult stages of the sweetpotato whitefly (Homoptera: Aleyrodidae) to selected insecticides. **Journal of Economic Entomology**, Lanham, v. 82, n. 4, p. 983-988, 1989.
- PRABHAKER, N.; TOSCANO, N.C.; HENNEBERRY, T.J. Comparison of neem, ureia, and amitraz as oviposition suppressants and larvicides against *Bemisia argentifolii* (Homoptera: Aleyrodidae). **Journal of Economic Entomology**, Lanham, v. 92, n. 1, p. 40-46, 1999.
- PRATES, H. T.; VIANA, P. A.; WAQUIL, J. M. Atividade de Extrato Aquoso de Nim (*Azadirachta indica* A. Juss) sobre *Spodoptera frugiperda* (J. E. Smith). **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 38, n. 3, p. 437-439, 2003.

- PRICE, J.F.; SCHUSTER, D.J.; McCLAIN, P.M. Azadirachtin from neem tree (*Azadirachta indica* A. Juss.) seeds for management of sweetpotato whitefly (*Bemisia tabaci* (Gennadius)) on ornamentals. **Proceedings of the Florida State Horticultural Society**. Tallahassee, v. 103, p. 186-188, 1990.
- QUAINTANCE, A.L. **Contribution towards a monograph of then American Aleurodidae**. Washington: USDA, Bureau of Entomology, 1900. 64 p. (Technica Series).
- QUAINTANCE, A.L.; BAKER, A.C. Classification of the Aleyrodidae Part II. US Department of Agriculture. **Bulletin of the Bureau Entomology**, Washington, v. 27, p. 95–109. 1914.
- RAMIREZ, M.C.; TOSCANO, R.A.; ARNASON, J.; OMAR, S.; CERDA-GARCIA-ROJAS, C.M.; MATA, R. Structure, conformation and absolute configuration of new antifeedant dolabellanes from *Trichilia trifolia*. **Tetrahedron**, London, v. 56, p. 5058-5091, 2000.
- REIGART, J.R., ROBERTS, J.R. Biologicals and insecticides of biological origin In: REIGART, J.R.; ROBERTS, J.R. **Recognition and management of pesticide poisonings**. National Pesticide Information Center (NPIC), 1999. Disponível em: <http://npic.orst.edu/RMPP/rmpp_ch7.pdf>. Acesso em: 15 jan. 2009.
- REMBOLD, H. Azadirachtins. In: ARNASON, J.T.; PHILÓGENE, B.; MORAND, P. (Ed.). **Insecticides of plant origin**. Washington: ACS, 1989. p. 150. (ACS Symposium Series, 387).
- RIBEIRO, J.E.L.S.; HOPKINS, M.J.G.; VICENTINI, A.; SOTHERS, C.A.; COSTA, M.A.S.; BRITO, J.M.; SOUZA, M.A.D.; MARTINS, L.H.P.; LOHMANN, L.G.; ASSUNÇÃO, P.A.C.L.; PEREIRA, E.C.; SILVA, C.F.; MESQUITA, M.R.; PROCÓPIO, L.C.: **Flora da Reserva Florestal Ducke**: guia de identificação das plantas vasculares de uma floresta de terra-firme na Amazônia Central. Manaus: INPA, 1999. 816 p.
- ROCHA, W.C. **Busca de substâncias bioativas em plantas Amazônicas: *Adiscanthus fusciflorus* (Rutaceae), *Trichilia pallida* e *T. rubra* (Meliaceae)**. 2004. 243 p. Tese (Doutorado em Química) – Universidade Federal de São Carlos, São Carlos, 2004.
- RODRIGUEZ, H.C. **Efeito de extratos aquosos de Meliaceae no desenvolvimento de *Spodoptera frugiperda* (J.E. Smith, 1797) (Lepidoptera: Noctuidae)**. 1995. 100 p. Tese (Doutorado em Entomologia) – Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Universidade de São Paulo, Piracicaba,
- RODRÍGUEZ, C.H.; VENDRAMIM, J.D. Toxicidad de extractos de meliáceas en larvas de *Spodoptera frugiperda* (J.E. Smith, 1797). **Avances en La Investigación**, Montecillo, p. 61-63, 1995.
- _____. Toxicidad de extractos acuosos de Meliaceae en *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae). **Manejo Integrado de Plagas**, Turrialba, v. 42, p. 14-22, 1996.
- _____. Avaliação da bioatividade de extratos aquosos de Meliaceae sobre *Spodoptera frugiperda* (J.E. Smith). **Revista de Agricultura**, Piracicaba, v. 72, n. 3, p. 305-318, 1997.

- ROEL, A.R.; VENDRAMIM, J.D. Desenvolvimento de *Spodoptera frugiperda* (J.E.Smith) em genótipos de milho tratados com extrato acetato de etila de *Trichilia pallida* (Swartz). **Scientia Agricola**, Piracicaba, v. 58, p. 581-586, 1999.
- ROEL, A.R.; VENDRAMIM, J.D.; FRIGHETTO, R.T.S.; FRIGHETTO, N. Atividade tóxica de extratos orgânicos de *Trichilia pallida* (Swartz) (Meliaceae) sobre *Spodoptera frugiperda* (J.E. Smith). **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, Londrina, v. 29, n. 4, p. 799-808, 2000a.
- _____. Efeito do extrato acetato de etila de *Trichilia pallida* (Swartz) (Meliaceae) no desenvolvimento e sobrevivência da lagarta-do-cartucho. **Bragantia**, Campinas, v. 59, n. 1, p. 53-58, 2000b.
- ROSSEL, R.G.; BERDFORD, I.D.; FROHLINCH, R.J.; BROWN, J.K.; MARKHAM, P.G. Analysis of morphological variation in distinct populations of *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae). In: GERLING, D.; MAYER, R.T. **Bemisia 1995: taxonomy, biology, damage control and management**. Andover: Intercept, 1996. p. 147-149.
- RUSSELL, L.M. Synonyms of *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Homoptera: Aleyrodidae). **Bulletin of Brooklyn Entomological Society**, Brooklyn, v. 52, p. 122-123, 1957.
- SABILLON, A.; BUSTAMANTE, M. Evaluación de extractos botánicos para el control de plagas del tomate (*Lycopersicon esculentum* Mill.). **CEIBA**, Tegucigalpa, v. 36, p. 179-187, 1995.
- SALAS, J. Estudios bioecológicos, y control biológico natural de moscas blancas em Venezuela. In: SEMINARIO CIENTIFICO INTERNACIONAL DE SANIDAD VEGETAL, 4.; REUNIÓN ANUAL DE LA ORGANIZACIÓN DE NEMATOLOGOS DEL TRÓPICO AMERICANO, 33.; REUNION ANUAL DE LA SOCIEDAD FITOPATOLÓGICA AMERICANA – DIVISION DEL CARIBE, 41.; CONGRESSO LATINOAMERICANO DE LA REGION REGIONAL NEOTROPICAL DE LA ORGANIZACIÓN INTERNACIONAL DE CONTROL BIOLÓGICO, 2.; TALLER EBEROAMERICANO Y DEL CARIBE SOBRE MOSCAS BLANCAS E GEMINIVÍRUS, 10., 2001, Cuba. **Resúmenes....Cuba: [s.n.]**, 2001. p. 213
- SALAS, J.; MENDOZA, O. Biology of the sweetpotato whitefly (Homoptera: Aleyrodidae) on tomato. **Florida Entomologist**, Gainesville, v. 78, n. 1, p. 154-160, 1995.
- SALGUERO, V. Perspectivas para el manejo del complejo mosca blanca viorsis. In: HILJE, L.; ARBOLEDA, O. **Las moscas blancas (Homoptera: Aleyrodidae) en America Central y el Caribe**. Turrialba: CATIE, 1993. p. 20-26. (CATIE. Série Técnica. Informe Técnico; 205).
- SAS INSTITUTE. **SAS**. Cary, 2002-2003.
- SAXENA, R.C. **The neem tree: its geographical distribution, plantation characteristics, growth and yield and associated pests and diseases**. Mbita: ICIPE, 1999. p. 14-23.

SCHMUTTERER, H. Potential of azadirachtin-containing pesticides for integrated pest control in developing and industrialized countries. **Journal of Insect Physiology**, London, v. 34, p. 713-719, 1988.

_____. Properties and potential of natural pesticides from the neem tree, *Azadirachta indica*. **Annual Review of Entomology**. Palo Alto, v.35, p.271-297, 1990.

SCHMUTTERER, H. **The Neem Tree**. Mumbai: Neem Found. 2002. 892 p.

SCHNEIDER, C.; BOHNENSTENGEL, F. I.; NUGROHO, B. W.; WRAY, V.; WITTE, L.; HUNG, P. D.; KIET, L. C.; PROKSCH, P. Insecticidal rocaglamide derivatives from *Aglaia spectabilis* (Meliaceae). **Phytochemistry**, Oxford, v. 54, p. 731-736, 2000.

SCHNEIDER-ORELLI, O. **Entomologisches Praktikum**. Aarau: Sauerlander, 1947. 149 p.

SCHUSTER, D.J.; STANSLY, P.A.; POLSTON, J.E. Expressions of plant damage by *Bemisia*. In: GERLING, D.; MAYER, R.T. (Ed.). **Bemisia: taxonomy, biology, damage and management**. Andover: Intercept, 1995. p. 153-165.

SCHUSTER, D.J.; MUELLER, T.F.; KRING, J.B.; PRICE, J.F. Relationship of the sweetpotato whitefly to a new tomato fruit disorder in Florida. **Hortscience**, Alexandria, v. 25, p. 1618-1620, 1990.

SEFFRIN, R.C.A.S.; COSTA, E.C.; DOMINGUES, L.S.; DEQUECH, S.T.B.; SAUSEN, C.D. Atividade inseticida de meliáceas sobre *Diabrotica speciosa* (Col., Chrysomelidae). **Ciência Rural**, Santa Maria, v. 38, n. 7, p. 1805-1809, 2008.

SEGARRA CARMONA, A.E.; BIRD, J.; ESCUDERO, J. Silvering of *Cucurbita moschata* (Duchesne) associated with *Bemisia tabaci* Genn. (Homoptera, Aleyrodidae) in Puerto Rico. **Agriculture Experimental Station University of Puerto Rico**, Rio Piedras, v. 74, p. 477-478, 1990.

SHAPIRO, S.S.; WILK, M.B. An analysis of variance test for normality. **Biometrika**, London, v. 52, n. 3/4, p. 591-611, 1965.

SILVA, L.D. da; BLEICHER, E.; ARAÚJO, A.C. Eficiência de Azadiractina no controle de mosca-branca em meloeiro sob condições de casa de vegetação e de campo. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v. 21, n. 2, 2003.

SILVA, M.F.G.F. da; GOTTLIEB, O.R. Evolution of Quassinoids and Limonoids in the Rutales **Biochemical, Systematics and Ecology**, Elmsford, v. 15, n. 1, p. 85-103, 1987.

SILVA, M.F.G.F. da; GOTTLIEB, O.R.; DREYER, D.L. Evolution of Limonoids in the Meliaceae. **Biochemical, Systematics and Ecology**, Elmsford, v. 12, p. 299-310, 1984.

SIMMONDS, M.S.J.; STEVENSON, P.C.; PORTER, E.A.; VEITCH, N.C. Insect antifeedant activity of three tetranortriterpenoids from *Trichilia pallida*. **Journal of Natural Products**, Pittsburgh, v. 64, p.1117-1120, 2001.

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

_____. Setting of crawlers of *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) on five vegetable host. **Annals of the Entomological Society of America**, Columbus, v. 95, n. 4, p. 464-468, 2002.

SIMON, B.; CENIS, J. L.; DEMICHELIS, S.; RAPISARDA, C.; CACIAGLI, P.; BOSCO, D. Survey of *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) biotypes in Italy with the description of a new biotype (T) from *Euphorbia characias*. **Bulletin of Entomological Research**, London, v. 93, n. 3, p. 259-264, 2003.

SOUSA, A.H.S.; ANDRADE, W.G. de; MOURA, A.M.N.; MARACAJÁ, P.B. Aqueous extracts of *Azadirachta indica* against *Bemisia tabaci* B biotype (Hemiptera: Aleyrodidae) in melon. **Revista Científica Rural**, Bajé, v. 12, n. 1, p. 93-98, 2007.

SOUZA, A.P. **Atividade inseticida e modo de ação de extratos de meliáceas sobre *Bemisia tabaci* (Genn., 1889) biótipo B**. 2004. 101p. (Doutorado em Entomologia) - Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz, Universidade de São Paulo, Piracicaba, 2004.

SOUZA, A.P.; VENDRAMIM, J.D. Atividade ovicida de extratos aquosos de meliáceas sobre a mosca-branca *Bemisia tabaci* (Gennadius, 1889) biótipo B em tomateiro. **Scientia Agricola**, Piracicaba, v. 57, p. 403-406, 2000a.

_____. Efeito de extratos aquosos de meliáceas sobre *Bemisia tabaci* biótipo B em tomateiro. **Bragantia**, Campinas, v. 59, p. 173-179, 2000b.

_____. Atividade inseticida de extratos aquosos de meliáceas sobre a mosca-branca *Bemisia tabaci* (Genn.) Biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae). **Neotropical Entomology**, Londrina, v. 30, p. 133-137, 2001.

_____. Bioatividade de extratos orgânicos e aquosos de meliáceas sobre *Bemisia tabaci* (Genn.) biótipo b em tomateiro. **Arquivos do Instituto Biológico**, Campinas, v. 71, n. 4, p. 493-497, 2004.

_____. Efeito translaminar, sistêmico e de contato de extrato aquoso de sementes de nim sobre *Bemisia tabaci* (Genn.) biótipo B em tomateiro. **Neotropical Entomology**, Londrina, v. 34, n. 1, p. 83-87, 2005.

STANSLY, P.A.; LIU, T. Activity of some biorational insecticides on silverleaf whitefly. **Proceedings of the Florida State Horticultural Society**, Tallahassee, v. 107, p. 167-171, 1994.

SUMMERS, C.G.; NEWTON JÚNIOR, A.S.; ESTRADA, D. Intraplant and interplant movement of *Bemisia argentifolii* (Homoptera: Aleyrodidae) crawlers. **Environmental Entomology**. Lanham, v. 25, n. 6, p. 1360-1364, 1996.

TAKAHASHI, K.M.; BERTI FILHO, E; LOURENÇÃO, A.L. Biology of *Bemisia tabaci* (Genn.) b-biotype and parasitism by *Encarsia formosa* (Gahan) on collard, soybean and tomato plants. **Scientia Agricola**, Piracicaba, v. 65, n. 6, p. 639-642, 2008.

TAKAHASHI, R. Some Aleyrodidae, Aphididae, Coccidae (Homoptera), and Thysanoptera from Micronesia. **Tenthredo**, Keltern, v. 1, n. 2, p. 109–120, 1936.

TAVARES, M.A.G.C. **Busca de compostos em *Chenopodium* spp. (Chenopodiaceae) com bioatividade em relação a pragas de grãos armazenados**. 2006. 112 p. Tese (Doutorado em Entomologia) – Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Universidade de São Paulo, 2006.

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

TOMASO, C.A. **Potencial de infestação de *Bemisia tabaci* (Genn., 1889) (Hemiptera; Aleyrodidae) no feijoeiro em função de plantas hospedeiras e nas condições climáticas, na região de Jaboticabal, SP**. 1993. 106 p. (Trabalho de Graduação) - Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho”, Jaboticabal, 1993.

TORRES, A.; BARROS, R.; OLIVEIRA, J.V.de. Efeito de extratos aquosos de plantas no desenvolvimento de *Plutella xylostella* (L.) (Lepidoptera: Plutellidae). **Neotropical Entomology**. Londrina, v. 30, n. 1, p. 151-156, 2001.

TORRES, L.; BOIÇA JÚNIOR, A.L.; MEDEIROS, C.A.M.; BARROS, R. Efeito de extratos aquosos de *Azadirachta Indica*, *Melia Azedarach* e *Aspidosperma Piryfolium* no desenvolvimento e oviposição de *Plutella Xylostella*. **Bragantia**. Campinas, v. 65, n. 3, p. 447-457, 2006.

TOSCANO, N.C.; CASTLE, S.J.; HENNEBERRY, T.J.; PRABHAKER, N. Invasions by *Bemisia* and its exploitation if agricultural systems. In: INTERNATIONAL WORKSHOP ON BEMISIA AND GEMINIVIRUSES, 1998, San Juan. **Anais...** San Juan: [s.n.], 1998. p. 7-12.

TRINDADE, R.C.P.; MARQUES, I.M.R.; XAVIER, H.S.; OLIVEIRA, J.V. de. Extrato metanólico da amêndoa da semente de nim e a mortalidade de ovos e lagartas da traça-do-tomateiro. **Scientia Agricola**, Piracicaba, v. 57, n. 3, p. 407-413, 2000.

TRINDADE, M.S.A.; SOUSA, A.H. de; MARACAJÁ, P.B.; SALES JÚNIOR, R.; ANDRADE, W.G. de. Aqueous extracts and oil of neem combined with neonicotinoid insecticides against *Bemisia tabaci* biotype B in melon. **Ciência Rural**, Santa Maria, v. 37, n. 6, p. 1798-1800, 2007.

TSAI, J.H.; WANG, K. Development and reproduction of *Bemisia argentifolli* (Homoptera, Aleyrodidae) on five host plants. **Environmental Entomology**, Lanham, v. 25, n. 4, p. 810-6, 1996.

VENDRAMIM, J.D. Uso de plantas inseticidas no controle de pragas. In: CICLO DE PALESTRAS SOBRE AGRICULTURA ORGÂNICA, 2., 1997, Campinas. **Anais...** Campinas: Fundação Cargill, 1997. p. 64-69.

VENDRAMIM, J.D.; CASTIGLIONI, E. Aleloquímicos, resistência e plantas inseticidas. In: GUEDES, J.C.; DRESTER da COSTA, I.; CASTIGLIONI, E. **Bases e técnicas do manejo de insetos**. Santa Maria: UFSM; CCR;DFS; Palloti, 2000. cap. 8, p. 113-128.

VENDRAMIM, J.D.; SCAMPINI, P.J. Efeito do extrato aquoso de *Melia azedarach* sobre o desenvolvimento de *Spodoptera frugiperda* (J.E. Smith) em dois genótipos de milho. **Revista de Agricultura**, Piracicaba, v. 72, n. 2, p. 159-170, 1997.

VENDRAMIM, J.D.; THOMAZINI, A.P.B.W. Traça *Tuta absoluta* (Meyrick) em cultivares de tomateiro tratadas com extratos aquosos de *Trichilia pallida* Swartz. **Scientia Agrícola**, Piracicaba, v. 58, n. 3, p. 607-611, 2001.

VENDRAMIM, J.D.; TORRECILLAS, S.M. Efecto de extractos aquosos de *Trichilia pallida* (Meliaceae) y genotipos resistentes de maiz sobre *Spodoptera frugiperda* (J.E. Smith). In: SIMPOSIO INTERNACIONAL SOBRE SUBSTANCIAS VEGETALES Y MINERALES EN EL COMBATE DE PLAGAS, 1., 1998, Acapulco. **Memórias...** Puebla: Colégio de Postgraduados, 1998. p. 133-144.

VENZON, M.; ROSADO, M.C.; PALLINI, A.; FIALHO, A.; PEREIRA, C.J. Toxicidade letal e subletal do nim sobre o pulgão-verde e seu predador *Eriopsis connexa*. **Pesquisa Agropecuaria Brasileira**. Brasília, v. 42, n. 5, p. 627-631, 2007.

VERMA, A.K.; GHATAK, S.S.; MUKHOPADHYAY, S. Effect of temperature on development of whitefly (*Bemisia tabaci*) (Homoptera, Aleyrodidae) in West Bengal. **Indian Journal Agriculture Science**, New Dehli, v. 60, n. 5, p. 322-6, 1990.

VIEGAS-JUNIOR, C. Terpenos com atividade inseticida. Uma alternativa para o controle químico de insetos. **Quimica Nova**, São Paulo, v. 26, p. 390-400, 2003.

VIEIRA, P.C.; FERNANDES, J.B.; ANDREI, C.C. Plantas Inseticidas. In: SIMÕES, C.M.O.; SCHENKEL, E.P.; GOSMANN, G.; DE MELLO, J.C.P.; MENTZ, L.A.; PETROVICK, P.R. (Ed.) **Em farmacognosia: da planta ao medicamento**. 3. ed. Porto Alegre: Ed. UFRGS; Florianópolis: Ed. UFSC, 2001. cap. 34, p. 751-766.

VIEIRA; P.C.; MAFEZOLI; J.; BIAVATTI, M.W. Inseticidas de origem vegetal. In: CORREA, A.G.; VIEIRA; P.C. (Ed.). **Produtos naturais no controle de insetos**. 2. ed. São Paulo: EdUFScar, 2007. cap. 4. p. 69-104.

VILLAS BÔAS, G.L. **Caracterização molecular da mosca branca *Bemisia argentifolii* Bellows Junior e Perring, 1994 (Homoptera: Aleyrodidae) e determinação do potencial biótico às plantas hospedeiras: abobrinha (*Cucurbita pepo*); feijão (*Phaseolus vulgaris*); mandioca (*Manihot esculenta*); repolho (*Zea mays*); poinsétia (*Euforbia pulcherrima*); repolho (*Brassica oleracea*) e tomate (*Lycopersicon esculentum*).** 2000. 170p. Tese (Doutorado em Ecologia) – Universidade Federal de São Carlos, São Carlos, 2000.

_____. **Manejo integrado da mosca-branca.** Brasília: EMBRAPA, CNPH, 2005. 6 p. (EMBRAPA. CNPH, Comunicado Técnico, 11).

VILLAS BÔAS, G.L.; FRANÇA, F.H.; MACEDO, N. Avaliação do potencial biótico de *B. argentifolii* em diferentes plantas hospedeiras. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v. 20, n. 1, p. 71-79, 2002.

VILLAS BÔAS, G.L.; FRANÇA, F.H.; DE ÁVILA, A.C.; BEZERRA, I.C. **Manejo integrado da mosca branca *Bemisia argentifolii*.** Brasília: EMBRAPA, CNPH, 1997. 12 p. (EMBRAPA, CNPH. Circular Técnica, 9).

VILLAS BÔAS, G.L.; FRANÇA, F.H.; MACEDO, N.; MOITA, A.W. Avaliação da preferência de *Bemisia argentifolii* por diferentes espécies de plantas. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v. 19, n. 2, p. 130-134, 2001.

VILLAS BÔAS, G.L.; MELO, P.E.; BRANCO, M.C.; GIORDANO, L.B.; MELO, W.F. Desenvolvimento de um modelo de produção integrada de tomate industria-PITI. In: ZAMBOLIM, L.; LOPES, C.A.; PICANÇO, M.C.; COSTA, H. (Ed.). **Manejo integrado de doenças e pragas: hortaliças.** Viçosa: UFV, 2007. cap. 9, p. 349-362.

WAGNER, W.L.; SOHMER, H.; SOHMER, S.H. **Manual of the flowering plants of Hawaii.** Honolulu: University of Hawaii Press, 1999. 920 p.

WALKER, G.P.; PERRING, T.M. Feeding and oviposition behavior of whiteflies (Homoptera: Aleyrodidae) interpreted from AC electronic feeding monitor waveforms. **Annals of the Entomological Society of America**, Columbus, v. 87, n. 3, p. 363-374, 1994.

WANG, K.; TSAI, J.H. Temperature effect on development and reproduction of silverleaf whitefly (Homoptera: Aleyrodidae). **Annals of the Entomological Society of America**. Columbus, v. 89, n. 3, p. 375-384, 1996.

WOOL, D.; CALVERT, L.; CONSTANTINO, L.M.; BELLOTTI, A.C.; GERLING, D. Differentiation of *Bemisia tabaci* (Genn.) (Hom., Aleyrodidae) populations in Colombia. **Journal of Applied Entomology**, Hamburg, v. 117, p. 122, 1994.

XIE, Y.S.; ISMAN, M.B.; GUNNING, P.; MACKINNON, S.; ARNASON, J.T.; TAYLOR, D.R.; SÁNCHEZ, P.; HASBUN, C.; TOWERS, G.H.N. Biological activity of extracts of *Trichilia* species and the limonoid hirtin against lepidoptera larvae. **Biochemical Systematics and Ecology**, Elmsford, v. 22, n. 2, p.129-136, 1994.

YOKOMI, R.K.; HOELMER, K.A.; OSBORNE, L.S. Relationship between the sweetpotato whitefly and the squash silverleaf disorder. **Phytopathology**, Lancaster, v. 80, p. 895-900, 1990.

ZALOM, F.G.; NATWICK, E.T.; TOSCANO, N.C. Temperature regulation of *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) population in Imperial Valley Cotton. **Journal Economic Entomology**, Lanham, v. 78, n. 1, p. 61-4, 1985.

ZUCCHI, R.A.; SILVERIA NETO, S.; NAKANO, O. **Guia de identificação de pragas agrícolas**. Piracicaba: FEALQ, 1993. 139 p.

Livros Grátis

(<http://www.livrosgratis.com.br>)

Milhares de Livros para Download:

[Baixar livros de Administração](#)

[Baixar livros de Agronomia](#)

[Baixar livros de Arquitetura](#)

[Baixar livros de Artes](#)

[Baixar livros de Astronomia](#)

[Baixar livros de Biologia Geral](#)

[Baixar livros de Ciência da Computação](#)

[Baixar livros de Ciência da Informação](#)

[Baixar livros de Ciência Política](#)

[Baixar livros de Ciências da Saúde](#)

[Baixar livros de Comunicação](#)

[Baixar livros do Conselho Nacional de Educação - CNE](#)

[Baixar livros de Defesa civil](#)

[Baixar livros de Direito](#)

[Baixar livros de Direitos humanos](#)

[Baixar livros de Economia](#)

[Baixar livros de Economia Doméstica](#)

[Baixar livros de Educação](#)

[Baixar livros de Educação - Trânsito](#)

[Baixar livros de Educação Física](#)

[Baixar livros de Engenharia Aeroespacial](#)

[Baixar livros de Farmácia](#)

[Baixar livros de Filosofia](#)

[Baixar livros de Física](#)

[Baixar livros de Geociências](#)

[Baixar livros de Geografia](#)

[Baixar livros de História](#)

[Baixar livros de Línguas](#)

[Baixar livros de Literatura](#)
[Baixar livros de Literatura de Cordel](#)
[Baixar livros de Literatura Infantil](#)
[Baixar livros de Matemática](#)
[Baixar livros de Medicina](#)
[Baixar livros de Medicina Veterinária](#)
[Baixar livros de Meio Ambiente](#)
[Baixar livros de Meteorologia](#)
[Baixar Monografias e TCC](#)
[Baixar livros Multidisciplinar](#)
[Baixar livros de Música](#)
[Baixar livros de Psicologia](#)
[Baixar livros de Química](#)
[Baixar livros de Saúde Coletiva](#)
[Baixar livros de Serviço Social](#)
[Baixar livros de Sociologia](#)
[Baixar livros de Teologia](#)
[Baixar livros de Trabalho](#)
[Baixar livros de Turismo](#)