

**UNIVERSIDADE DE SÃO PAULO**  
FFCLRP - DEPARTAMENTO DE BIOLOGIA  
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM ENTOMOLOGIA

Distribuição espacial de *Bemisia tabaci* biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae) e comportamento de forrageamento do parasitóide *Encarsia formosa* (Hymenoptera: Aphelinidae): implicações para o manejo da mosca-branca.

**Adriana Regina Generoso**

Tese apresentada à Faculdade de Filosofia Ciências e Letras de Ribeirão Preto-USP, como parte das exigências para a obtenção do título de Doutora em Ciências- Área: Entomologia.

Ribeirão Preto, SP  
2006

**UNIVERSIDADE DE SÃO PAULO**  
FFCLRP - DEPARTAMENTO DE BIOLOGIA  
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM ENTOMOLOGIA

Distribuição espacial de *Bemisia tabaci* biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae) e comportamento de forrageamento do parasitóide *Encarsia formosa* (Hymenoptera: Aphelinidae): implicações para o manejo da mosca-branca.

*Adriana Regina Generoso*  
Orientador: Prof. Odair A. Fernandes

Ribeirão Preto, SP  
2006

*Penso ...*

*que junto com uma tese,  
deveria ser produzido um romance...  
da história de cada um de nós.*

*Agora sei  
que atrás de cada uma das linhas  
de todas as teses,  
dissertações, monografias...  
existe mais do que  
dados e conclusões científicas.*

*Muitas vezes,  
nascem, com estes livros,  
novos seres humanos.*

*Adriana*

*À minha filha querida, Ana Luiza*

*Ofereço*

## AGRADECIMENTOS

---

---

Ao Prof. Jairo Augusto Campos de Araújo, que não mediu esforços ao me dar apoio e instrução na construção da estufa.

Às colegas de laboratório Maria Aparecida Bernardes e Aniele Pianoscki de Campos que auxiliaram na avaliação de alguns experimentos.

Ao Dionísio que forneceu apoio logístico durante os experimentos realizados no Campus da FCAV - UNESP.

Ao Marcelo Scatolin e todos os funcionários pela compreensão e esforço nas construções da estufa.

Aos funcionários do Centro Educacional (CEVER) por permitir realização e pelo apoio durante a condução os experimentos com brócole.

À Seminis Vegetable Seeds® por ceder as sementes de tomate para estudo da distribuição espacial.

Ao Conselho Nacional de Auxílio à pesquisa (CNPq) por ter concedido a bolsa e a verba para realização dos experimentos.

Aos amigos e colegas de laboratório (Elis, Thaís, Cherre, Adeney e Alexandre) que, de uma forma ou de outra, me auxiliaram durante a condução dos ensaios.

À Renata (secretária Entomologia USP) que, apesar de não ter colaborado diretamente com os experimentos, sua competência, compreensão e prontidão foram fundamentais para que tudo caminhasse da melhor forma possível.

A todos aqueles que, de alguma forma, colaboraram para condução dos experimentos. Pode ser difícil lembrar de todos os nomes, mas fica aqui minha gratidão.

## **Agradecimentos especiais**

Tive pais que me apoiaram incondicionalmente e me fizeram voltar ao trabalho todas as vezes que eu quis desistir. Tive um orientador que me recebeu e acreditou em mim todas as vezes que eu voltei.

Aos meus pais

*Maria Elisabete Generoso*

*Filandelfio Generoso*

E ao meu orientador

*Odair Aparecido Fernandes*

Às amigas

*Elis Cristine Vilarinbo*

*Dinalva Mochi*

A imensa gratidão por tudo aquilo que podemos ler nas linhas e entre linhas desta tese.

## ÍNDICE

	RESUMO.....	viii
	ABSTRACT.....	ix
1.	INTRODUÇÃO.....	1
2.	REVISÃO DE LITERATURA.....	3
	2.1 A mosca-branca.....	3
	2.1.1. Descrição e aspectos bioecológicos de <i>B. tabaci</i> .....	3
	2.1.2. Danos e importância econômica.....	4
	2.1.3. Medidas de controle.....	5
	2.2. Distribuição espacial da mosca-branca em áreas cultivadas.....	6
	2.2.1. Fatores que influenciam a distribuição na área.....	6
	2.2.2. Distribuição horizontal nas diversas culturas.....	6
	2.2.3. A geoestatística para análise da distribuição na área cultivada.....	7
	2.3. Distribuição vertical da mosca-branca.....	10
	2.3.1. Fatores que influenciam a distribuição na planta.....	10
	2.3.2. Distribuição vertical em algumas espécies vegetais.....	11
	2.4. Controle biológico da mosca-branca.....	12
	2.4.1. Parasitóides do gênero <i>Encarsia</i> .....	12
	2.4.2. Aspectos biológicos de <i>Encarsia formosa</i> .....	12
	2.4.3. Comportamento de forrageamento de <i>E. formosa</i> .....	13
3.	MATERIAL E MÉTODOS.....	15
	3.1. Distribuição espacial de <i>Bemisia tabaci</i> biótipo B.....	15
	3.1.1. Modelos adotados.....	15
	3.1.2. Distribuição espacial da mosca-branca em áreas cultivadas.....	15
	3.1.2.1. Cultura do tomate.....	15
	3.1.2.2. Cultura do brócole.....	16
	3.2 Distribuição vertical da mosca-branca.....	19
	3.3 Comportamento de forrageamento do parasitóide.....	21
	3.3.1. Manutenção das populações de plantas e insetos.....	21
	3.3.1.1. Plantas hospedeiras.....	21
	3.3.1.2. Manutenção de <i>B. tabaci</i> biótipo B em casa-de-vegetação.....	21
	3.3.1.3. Criação de <i>E. formosa</i> .....	22

	3.3.2. Avaliação do comportamento.....	22
	3.3.2.1. Atividade de caminhamento.....	22
	3.3.2.2. Velocidade de caminhamento.....	23
	3.3.2.3. Padrão de caminhamento.....	24
4.	RESULTADOS E DISCUSSÃO.....	26
	4.1 Distribuição espacial da mosca-branca em áreas cultivadas.....	26
	4.2 Distribuição vertical da mosca-branca.....	42
	4.2.1. Cultura do tomate.....	42
	4.2.2. Cultura do brócole.....	51
	4.3 Comportamento de forrageamento do parasitóide.....	61
	4.3.1. Atividade de busca.....	61
	4.3.2. Velocidade de caminhamento.....	64
	4.3.3. Padrão de caminhamento.....	67
5.	CONCLUSÕES.....	72
6.	BIBLIOGRAFIA.....	73

## LISTA DE TABELAS

1.	Tipo de distribuição espacial de várias espécies de moscas-brancas (adultos) em agroecossistemas, registrado por diversos autores.....	41
2.	Tabela 2. Número máximo de folhas na planta e folíolos em cada folha observados ao longo de desenvolvimento do tomateiro. Jaboticabal, SP, 2005.....	43
3.	Correlação linear simples entre estádios de <i>Bemisia tabaci</i> biótipo B em diferentes tamanhos e locais de amostras na planta de tomate, para cada data de amostragem. Jaboticabal, SP. 2005.....	45
4.	Correlação linear simples entre estádios de <i>Bemisia tabaci</i> biótipo B em cada folíolo e em toda a planta de tomate, considerando conjuntamente todas as datas de amostragem. Jaboticabal, SP. 2005.....	48
5.	Correlação linear simples entre estádios de <i>Bemisia tabaci</i> biótipo B em diferentes tamanhos e locais de amostras na planta de brócole, para cada data de amostragem. Jaboticabal, SP. 2005.....	52
6.	Número máximo de folhas e de brotações ao longo de desenvolvimento de plantas de brócole. Jaboticabal, SP, 2005.....	54
7.	Correlação linear simples entre estádios de <i>Bemisia tabaci</i> biótipo B em diferentes locais e tamanhos de amostras da planta de brócole, considerando conjuntamente todas as datas de amostragem. Jaboticabal, SP. 2005.....	55
8.	Tempo médio relativo e número de vôos de <i>E. formosa</i> (Hymenoptera: Aphelinidae) durante forrageamento em diferentes plantas hospedeiras (n = 10).....	62
9.	Velocidade média e velocidade de caminhamento de <i>E. formosa</i> (Hymenoptera: Aphelinidae) em diferentes plantas hospedeiras (n = 10).....	66
10.	Freqüência de cruzamentos sobre a mesma trilha de caminhamento de <i>E. formosa</i> (Hymenoptera: Aphelinidae) e média de quadrantes visitados em toda a trilha, para cada planta hospedeira (n = 10). Valores expressos em proporção.....	68

## LISTA DE FIGURAS

1.	Semivariograma cujo modelo apresenta patamar. $A_0$ , alcance; $C_1 + C_0$ , patamar.....	9
2.	A. área com tomate sob cultivo protegido, dividida em quadrantes de 1 m <sup>2</sup> , onde foram realizados os estudos da distribuição espacial; B. Casa-de-vegetação com compartimento para criação massal de <i>B. tabaci</i> biótipo B. Os esquemas não estão em escala.....	18
3.	A. Distribuição dos pontos de amostragem onde os sinais “+” indicam as posições onde as amostras foram coletadas em área cultivada com brócole; B. Cultura adjacente (brócole) altamente infestada com <i>B. tabaci</i> biótipo B. Jaboticabal, SP, 2005.....	19
4.	Esquema representativo da face abaxial das folhas de A. tomate, indicando a ordem de contagem dos insetos nos folíolos (sentido anti-horário) e B. brócole, indicando as seções amostradas em cada folha.....	21
5.	Densidade de adultos de mosca-branca <i>Bemisia tabaci</i> biótipo B na área cultivada com tomate, Jaboticabal, SP. 2004. O intervalo entre cada amostragem é dado em dias após transplântio (DAT).....	28
6.	Semivariogramas para adultos de <i>Bemisia tabaci</i> biótipo B em tomate, Jaboticabal, SP, 2004. O intervalo entre cada amostragem é dado em dias após transplântio (DAT).....	29
7.	Densidade de adultos de mosca-branca <i>Bemisia tabaci</i> biótipo B na área cultivada com tomate, Jaboticabal, SP. 2005. O intervalo entre cada amostragem é dado em dias após transplântio (DAT).....	31
8.	Semivariogramas para adultos de <i>Bemisia tabaci</i> biótipo B em tomate, Jaboticabal, SP, 2005. O intervalo entre cada amostragem é dado em dias após transplântio (DAT).....	34
9.	Densidade de adultos de mosca-branca <i>Bemisia tabaci</i> biótipo durante toda a safra de brócole, com lapso de tempo (dias após transplântio – DAT). Jaboticabal, SP. 2005.....	37
10.	Semivariogramas para adultos de <i>Bemisia tabaci</i> biótipo B em brócole, Jaboticabal, SP, 2005. O intervalo entre cada amostragem é dado em dias após transplântio (DAT).....	39
11.	Esquema representativo da planta desenvolvida (em corte), indicando a ordem e a posição em que as folhas se desenvolvem. A. tomateiro. B. brócole, indicando que a ordem e desenvolvimento da folha na inserção é a mesma da brotação (mesma numeração). Esquema não está em escala.....	45

12.	Média (n = 4) do número de adultos e ninfas de mosca-branca em toda a folha e na seção amostrada no tomateiro. Jaboticabal, SP, 2005.....	47
13.	Média (n = 4) do número de ninfas de 1 <sup>o</sup> e 2 <sup>o</sup> ínstars de mosca-branca em toda a folha e nas seções amostradas nas plantas de brócole. Jaboticabal, SP, 2005.....	54
14.	Média (n = 4) do número de adultos e ninfas de 3 <sup>o</sup> e 4 <sup>o</sup> ínstars de mosca-branca em toda a folha e nas seções amostradas nas plantas de brócole. Jaboticabal, SP, 2005.....	54
15.	Exemplos de trilhas percorridas por fêmeas de <i>E. formosa</i> em folhas de: A. soja, sem trechos com caminhamento lento; B. tomate e C. melão. Os trechos circulados mostram trilha com muitas voltas e caminhamento lento e foram desconsiderados na determinação da velocidade de caminhamento.....	66
16.	Exemplos de trilhas percorridas por <i>E. formosa</i> em folhas de melão (em escala). A malha divide a figura em quadrantes de 1 mm no tamanho real.....	70
17.	Exemplos de trilhas percorridas por <i>E. formosa</i> em folhas de tomate (em escala). A malha divide a figura em quadrantes de 1mm no tamanho real.....	71
18.	Exemplos de trilhas percorridas por <i>E. formosa</i> em folhas de soja (em escala). A malha divide a figura em quadrantes de 1mm no tamanho real.....	72

## RESUMO

---

---

A mosca-branca *Bemisia tabaci* (Genn.) biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae) tem causado vários problemas para a agricultura brasileira. Este inseto causa danos direto através da sucção da seiva, além de causar danos indiretos através da transmissão de partículas virais. Devido a estas características, seu controle tem sido feito basicamente pela utilização de inseticidas químicos, o que tem trazido consequências tais como surgimento de resistência da população de mosca-branca e contaminação do ambiente e do homem. A utilização do controle biológico e a adoção de sistemas de amostragens são algumas das táticas do manejo integrado que viabilizam a redução da população da praga. Desta forma, este trabalho objetivou estudar a distribuição espacial da mosca-branca em duas hortaliças (brócole e tomate), de forma a definir a melhor forma de realizar amostragens na área e o melhor local da planta a ser amostrado. Além disto, foi avaliado o comportamento de forrageamento do parasitóide *Encarsia formosa* Gahan (Hymenoptera: Aphelinidae) em diferentes espécies vegetais (tomate, melão e soja). A distribuição da população de mosca-branca foi avaliada tanto na área cultivada como na planta através da contagem de adultos e ninfas. Nos dois agrossistemas a distribuição da mosca-branca foi aleatória e o número total de insetos na planta pode ser inferido a partir da contagem em folhas/folículos em posições específicas da planta. O comportamento de forrageamento do parasitóide foi avaliado através de análises da atividade de busca, da velocidade e do padrão de caminamento. De forma geral, não houve diferença significativa no comportamento de forrageamento do parasitóide a despeito de diferenças na pilosidade nestas espécies vegetais. Assim, estes estudos forneceram subsídio para avaliação da eficiência do parasitóide no controle da mosca-branca em diferentes culturas e/ou testes de controle de qualidade em criações massais.

## ABSTRACT

---

---

The whitefly *Bemisia tabaci* (Genn.) B biotype (Hemiptera: Aleyrodidae) has caused a lot of problems to Brazilian crops. This pest causes direct injuries by sucking sap as well as indirect injuries due to virus transmission. Therefore, pesticides are frequently used for its control which have resulted in whitefly resistance development and human and environment contamination. The use of biological control and sampling systems are some of integrated management tactics that could be used to drive pest population to low levels. The goals of this work were to evaluate the whitefly spatial distribution in vegetables (broccoli and tomato) as well as within-plant distribution to determine the optimal sampling site; to assess *Encarsia formosa* Gahan (Hymenoptera: Aphelinidae), an whitefly parasitoid, foraging behavior in different plant species (tomato, melon and soybean). The whitefly population distribution was assessed in cultivated areas and within plants by counting both adults and nymphs. In both agroecosystems the whitefly distribution was randomized and the total insect number within the plant can be inferred from counting insects in leaves/leaflets at specific positions. The parasitoid foraging behavior was assessed by analysing the searching behavior, walking speed, and walking pattern. In general, it was not observed significant differences in parasitoid foraging behavior despite the hairyness differences among plant species. In conclusion, these studies will facilitate the assess to parasitoid efficiency for whitefly biocontrol in different crops as well as quality control bioassays in mass rearing facilities.

As moscas-brancas vêm causando sério impacto na agricultura mundial. Estimativas chegaram a mostrar perdas de bilhões de dólares devido aos danos em diversas plantas cultivadas (PERRING et al., 1993; BROWN et al., 1995). O biótipo B de *Bemisia tabaci* (Genn.) (Hemiptera: Aleyrodidae) é o mais nocivo à agricultura por causar perdas devido a alimentação e, principalmente, por ser vetor de vírus (BROWN et al., 1995; HILJE, 1996; LOURENÇÃO, 2002).

Populações de mosca-branca atacam grande diversidade de plantas e tornam-se rapidamente resistentes a inseticidas. Além disto, em culturas nas quais *B. tabaci* atua como vetor de vírus, os níveis populacionais tolerados são extremamente baixos. Estes fatores geram grandes dificuldades para o controle do inseto, de forma que populações de mosca-branca somente são mantidas em níveis desejados se forem utilizadas várias técnicas, tais como o manejo da cultura, sistemas de amostragem, controle biológico etc. A utilização destas técnicas, seguindo os princípios do manejo integrado de pragas será mais eficiente quanto mais conhecimento se obtiver sobre o agroecossistema em questão (GUEDES et al., 2000).

O desenvolvimento de sistemas de amostragem como tática do MIP pode, não só racionalizar a utilização do controle químico, mas também otimizar a utilização do controle biológico. Informações a respeito da distribuição espacial possibilitam o desenvolvimento de sistemas de amostragem com obtenção de resultados confiáveis, em menor tempo e menos mão-de-obra. Através destes sistemas, a aplicação de inseticidas é feita somente quando necessário (quando a população da praga alcança o nível de controle), o que resulta em economia para o produtor, menos problemas ambientais e produto de melhor qualidade.

A determinação do padrão de distribuição em um hospedeiro em particular é pré-requisito para o desenvolvimento de técnicas de amostragem e monitoramento de populações de *B. tabaci*. Além disto, eficientes técnicas de amostragem são essenciais para estudo da biologia básica, ecologia, dinâmica da população e importância econômica do inseto (LINCH & SIMMONS, 1993). Neste sentido, várias informações precisam ser obtidas, tais como a melhor fase de desenvolvimento do inseto a ser amostrada, a melhor parte da planta a ser examinada ou ainda o tipo de amostragem a ser feita na área, conforme a distribuição da população. No caso da

mosca-branca, conhecer a dinâmica não só dos adultos mas também das formas jovens é fundamental para utilização de inseticidas reguladores de crescimento (ELLSWORTH et al., 1996), além de ser importante quando se utiliza controle biológico com parasitóides que têm as fases jovens como alvo (HODDLE et al., 1998).

O controle biológico através da utilização de parasitóides é outra tática de controle promissora para manutenção das populações da mosca-branca em níveis desejados. O parasitóide *Encarsia formosa* Gahan (Hymenoptera: Aphelinidae) tem sido utilizado com sucesso em todo o mundo para controle de *Trialeurodes vaporariorum* (Westwood) (Hemiptera: Aleyrodidae), uma espécie de mosca-branca muito comum em casas-de-vegetação. Alguns trabalhos mostram que este inimigo natural pode causar até 100% de parasitismo em algumas culturas (HODDLE et al., 1997; LENTEREN et al., 1996). Apesar de existirem dúvidas quanto a utilização de *E. formosa* para o controle de *B. tabaci*, existem dados mostrando a eficiência do parasitóide para controle desta espécie de mosca-branca (PARRELA et al. 1991; McAUSLANE, 1995; HODDLE et al., 1997). Uma vez que os maiores problemas da agricultura brasileira com mosca-branca têm sido causados por *B. tabaci* biótipo B, a possibilidade de utilização de *E. formosa* deve ser avaliada.

A eficiência do parasitóide está intimamente relacionada como sua capacidade de busca (HODDLE et al., 1998). Desta forma, o estudo deste comportamento é um dos aspectos fundamentais a ser considerado na avaliação da eficiência de *E. formosa* para controlar populações de *B. tabaci* nas condições brasileiras.

Neste contexto, este trabalho objetivou avaliar a distribuição da mosca-branca *B. tabaci* na área cultivada (distribuição horizontal) e na planta (distribuição vertical) em duas espécies vegetais de arquitetura bastante diferenciada: tomate e brócolis. Além disto, foram estudados parâmetros do comportamento de busca de *E. formosa* em espécies vegetais com diferentes características quanto a pilosidade (tomate, soja e melão).

### 2.1. A mosca-branca

#### 2.1.1. Descrição e aspectos bioecológicos de *B. tabaci*

A mosca-branca *B. tabaci* é um inseto cosmopolita, cujas ninfas e adultos apresentam hábito sugador (ZUCCHI et al., 1993). Esta praga ocorre em uma ampla faixa de plantas hospedeiras (ataca mais de 500 espécies vegetais), coloniza principalmente espécies anuais e herbáceas e apresenta alto potencial reprodutivo (BROWN et al., 1995; GELMAN & GERLING, 2003).

A partir da década de 50 foi proposta a existência de raças ou biótipos de *B. tabaci* devido a constatação de que algumas populações apresentavam as mesmas características morfológicas, mas características biológicas distintas. O biótipo B de *B. tabaci*, também citado como *Bemisia argentifolii*, é mais nocivo à agricultura e foi introduzido no Brasil na década de 90 (LOURENÇÃO & NAGAI, 1990).

Sob condições favoráveis, este inseto pode apresentar de 11 a 15 gerações por ano. As fêmeas podem depositar de 100 a 300 ovos durante o seu ciclo de vida. Os ovos medem aproximadamente 0,2 mm e a eclosão das ninfas ocorre cerca de cinco dias após a postura (BROWN & BIRD, 1992).

Na fase imatura a mosca-branca possui quatro ínstar, sendo o primeiro ínstar móvel e os outros imóveis nas folhas da planta. De acordo com SALAS & MENDOZA (1995), o ciclo biológico de *B. tabaci* em folhas de tomate a 25° C e 65% de umidade relativa é de: ovo a adulto 22,3 dias; fase de ovo 7,3 ± 0,5 dias; fase de ninfa 1º ínstar 4,0 ± 1,0 dias, 2º ínstar 2,7 ± 1,1 dias, 3º ínstar 2,5 ± 0,7 dias, 4º ínstar 5,8 ± 0,3 dias. A longevidade é cerca de 19 dias, para fêmeas e machos.

A mosca-branca (adultos e ninfas) ocupa preferencialmente as páginas inferiores das folhas, onde se alimenta. A principal fonte de disseminação deste inseto são as plantas ornamentais transportadas pelo homem (FERREIRA & AVIDOS, 1996).

A atividade de vôo de *B. tabaci* aumenta com o aumento da temperatura e da intensidade de luz (BYRNE & BRETZEL, 1987; BELLOWS et al., 1988). Portanto,

adultos posicionados nas partes mais expostas ou terminais da planta, apresentam maior atividade de vôo (TONHASCA et al., 1994).

Este inseto fitófago tem preferência por ovipositar nas folhas mais jovens da planta hospedeira. Estas folhas possuem características favoráveis ao inseto tais como teor nutricional, cutícula mais fina e maior quantidade de água (GERLING et al., 1980; LENTEREN & NOLDUS, 1990). As ninfas de primeiro ínstar têm pouca mobilidade e, assim que começam se alimentar, elas se fixam e permanecem sésseis durante todo o desenvolvimento até a emergência do adulto (MARTIN & DALE, 1989; LENTEREN & NOLDUS, 1990).

Portanto, os quatro estádios ninfais são encontrados progressivamente das folhas mais novas para as mais velhas. Ninfas de 1<sup>o</sup> e 2<sup>o</sup> ínstars (mais jovens) juntamente com os ovos localizam-se na região mediana. As ninfas de 3<sup>o</sup> e 4<sup>o</sup> ínstars (mais desenvolvidas) localizam-se nas folhas mais velhas ou parte inferior, dependendo da arquitetura da planta. Destas ninfas emergem os adultos que voam para o topo da planta procurando local para ovipositar (MARTIN & DALE, 1989). Assim, os adultos são normalmente encontrados nas folhas mais jovens, eventualmente na região superior, dependendo da espécie vegetal. A preferência por oviposição e o desenvolvimento da planta levam a distribuição estratificada das diferentes fases de desenvolvimento do inseto ao longo da planta.

### **2.1.2. Danos e importância econômica**

O dano direto ocorre devido a sucção contínua de seiva elaborada, que ocasiona o definhamento da planta. O dano indireto deve-se a transmissão de vírus para a planta hospedeira no ato da sucção da seiva, podendo conduzir a planta à morte. A sucção da seiva e a deposição de substâncias tóxicas reduzem o vigor da planta e leva a anomalias fisiológicas. Além disto, a deposição de grande quantidade de secreção açucarada (“honeydew”) sobre a folha leva ao desenvolvimento da fumagina (fungo de coloração escura, do gênero *Capnodium*, que se desenvolve sobre este substrato) (LOURENÇÃO et al., 1999). Com isso, tem-se a redução da área fotossinteticamente ativa das folhas e, conseqüentemente, a redução e a produção e a qualidade de frutos na planta (HILJE, 1996; FERNANDES, 1998).

No Brasil, a mosca-branca tem causado sérios prejuízos em várias culturas de importância sócio-econômica como melão, uva, tomate, espécies ornamentais como

bico-de-papagaio, crisântemo e roseiras, entre outras. O ataque de *B. tabaci* em tomateiro pode causar até 100% de perda devido à alimentação e transmissão de vírus. Os principais problemas causados pela mosca-branca nesta cultura são o amadurecimento irregular dos frutos (podem ficar internamente com aspecto esponjoso) e transmissão de geminivírus que causa amarelecimento e nanismo das plantas com severo enrugamento das folhas terminais e queda acentuada na produção (BALDIN et al., 2005).

Hortaliças tais como a couve (*Brassica oleracea* var. *acephala*) e brócole (*Brassica oleracea* var. *italica*) são importantes hospedeiros para *Bemisia argentifolii* no sul dos Estados Unidos (SIMMONS & ELSEY, 1995). Além disto são fontes de infestação para outras culturas. Apesar de no Brasil a cultura do brócole não ser expressiva, as cultivares adaptadas a temperaturas elevadas (FILGUEIRA, 1982) têm apresentado altas infestações de mosca-branca.

### **2.1.3. Medidas de controle**

O controle da mosca-branca, na maioria dos casos, resume-se à aplicação de inseticidas visando o controle populacional deste inseto. Geralmente estes tratamentos químicos são de caráter preventivo e ou curativo não se baseando em critérios populacionais do inseto (RILEY & PALUMBO, 1995). Os inseticidas de maior impacto têm sido os neonicotinóides e os reguladores de crescimento (LOURENÇÃO, 2002). De maneira geral utilizam-se inseticidas de largo espectro de ação, desconsiderando-se os impactos decorrentes da utilização exclusiva do controle químico, tais como o surgimento de populações da mosca-branca resistentes a inseticidas (GERLING & SINAI, 1994; LIU & STANSLY, 1996). Produtos naturais têm sido alvo de estudos para o controle de *B. tabaci*, dentre os quais, extratos vegetais de várias espécies da família Meliáceae (*Melia azedarach*, *Trichilia pallida* e *Azadirachta indica*) têm recebido especial atenção (SOUZA & VENDRAMIM, 2000; HAMMAD et al., 2000).

Em algumas culturas, como em tomate e feijão, têm sido detectadas linhagens com graus variáveis de resistência a vírus transmitidos por *B. tabaci* (ORIANI, 1998; FRANÇA et al., 1999; TOSCANO, 2001). Em outros casos, fatores de resistência ao vírus têm sido introduzidos, dando origem a cultivares de diversas espécies tolerantes a vírus transmitidos por mosca-branca (LOURENÇÃO, 2002).

Dentre os inimigos naturais associados a *B. tabaci* e *T. vaporariorum* podem ser citados os parasitóides dos gêneros *Eretmocerus* e *Encarsia*, utilizados com sucesso em cultivo protegido (GERLING, 2001; HODDLE et al., 1998); predadores coccinélídeos, sirfídeos e crisopídeos (OLIVEIRA et al., 2003); os fungos entomopatogênicos *Verticillium lecanii*, *Paecilomyces fumosoroseus* e *Beauveria bassiana* (FARIA & WRAIGHT, 2001; VICENTINI et al., 2001).

## **2.2. Distribuição espacial da mosca-branca em áreas cultivadas**

### **2.2.1. Fatores que influenciam a distribuição na área**

Adultos de mosca-branca movimentam-se a longas distâncias passivamente, utilizando correntes de ar. Somente fêmeas de *B. tabaci* mostraram preferência por cores e são fortemente atraídas por amarelo e verde. Este é o único fator citado na literatura como atraente para esta espécie de mosca-branca, antes de pousar sobre a planta (GERLING & HOROWITZ, 1984; LENTEREN & NOLDUS, 1990). Se o local do pouso não for suscetível (folhas senescentes ou plantas que não são hospedeiras) o adulto voa ativamente a curtas distâncias procurando locais mais adequados para se estabelecer (LENTEREN & NOLDUS, 1990).

Alguns trabalhos têm mostrado que a infestação de mosca-branca em casas-de-vegetação coberta com plástico sem proteção para raios ultravioleta (UV) tem sido maior do que sob coberturas com proteção anti-UV (ANTIGNUS et al., 1996; 1998). Sugere-se que moscas-brancas estão entre os insetos que dependem da luz UV para se orientar durante o voo e reconhecer o hospedeiro (MOUND, 1962; ANTIGNUS et al., 1996). Desta forma, o plástico utilizado na cobertura pode ter influência significativa na atração inicial dos insetos para o interior de casas-de-vegetação (COSTA et al., 2002).

### **2.2.2. Distribuição horizontal nas diversas culturas**

Diversos trabalhos têm mostrado que as várias espécies/biótipos de moscas-brancas podem ter padrão de distribuição aleatório. MONTAGNA (2001) observou este padrão de distribuição avaliando adultos de *B. tabaci* biótipo B em cultivo

comercial de melão. O mesmo padrão de distribuição foi observado por BREWSTER et al. (1997), ao avaliarem a distribuição de adultos de *B. argentifolii* em diversas espécies vegetais em cultivo orgânico. PEREIRA et al. (2004) também observaram distribuição aleatória de *B. tabaci* biótipo B em área cultivada com feijão, sem a aplicação de inseticidas. Distribuição não agregada também foi observada para todos os estágios de desenvolvimento da mosca-branca *Dialeurodes citri*, outro aleyrodídeo que ataca frutíferas, em cultura de *Citrus tempel* (ARGOV et al., 1999).

Por outro lado, vários trabalhos registram padrão de distribuição agregado para mosca-branca. TONHASCA et al. (1994), avaliando a distribuição de *Bemisia tabaci* em campos de melão, observou que todas as fases do inseto se distribuem de forma agregada. SÜTTERLIN & LAMOUR (1994), avaliando a distribuição em gérbera, relatam que adultos de *T. vaporariorum* permanecem agregados pelo menos até o quinto dia depois de liberados em um ponto da cultura. Mesmo sob a aplicação de inseticidas, populações de *T. vaporariorum* e *B. tabaci* tendem a manter-se agregadas na cultura do tomate em casa-de-vegetação, como foi observado por LIU et al. (1993).

Estas informações indicam que o padrão de distribuição da mosca-branca pode ser muito variável e particular para cada condição de cultivo e deve ser cuidadosamente estudado quando se objetiva o desenvolvimento de sistemas de amostragem.

### **2.2.3. A geoestatística para análise da distribuição na área cultivada**

A geoestatística é um tipo de análise espacial que determina o grau de associação (correlação) entre amostras, baseando-se na direção e na distância entre elas. Ela tem sido usada de forma efetiva para avaliar distribuição de insetos em áreas cultivadas (SCHOTZKO & KNUDSEN, 1992; WILLIAMS III et al., 1992, ROSSI et al., 1992, MONTAGNA, 2001; PONTES, 2002; TOBIN & PITTS, 2002).

Outros métodos para avaliar a dispersão de insetos têm sido usados e definem a relação média-variância para designar um plano de amostragem (BARBOSA & PERECIN, 1982; FERNANDES et al., 2003; PEREIRA et al., 2004). Estes métodos determinam a distribuição de frequência ou a dispersão estatística e não a distribuição espacial. Além disto, geralmente requerem que a densidade populacional esteja muito alta para serem efetivos e não podem ser usados para

avaliar a estrutura espacial (SCHOTZKO & KNUDSEN, 1992; TONHASCA et al., 1994).

A geoestatística é hoje também conhecida como estatística espacial e vem propiciando resultados eficientes e confiáveis não só na análise mas também no planejamento de experimentos (PONTES, 2002). Toda a geoestatística é baseada em dois conceitos: o semivariograma e a Krigagem.

O semivariograma tem o papel de descrever a estrutura da variabilidade espacial, mede a variabilidade das diferenças entre as realizações da variável de interesse. Quanto menor for a semivariância, menor será a variação destas diferenças (OLIVEIRA, 1991). Desta forma, determina-se o grau de variabilidade espacial (regionalizada), expressos por um semivariograma. Uma vez obtidos o semivariogramas, são feitos ajustes com o objetivo de determinar um modelo de variabilidade dentro de uma região fornecendo parâmetros para o entendimento da dependência espacial e para o procedimento da Krigagem (VIEIRA, 2000).

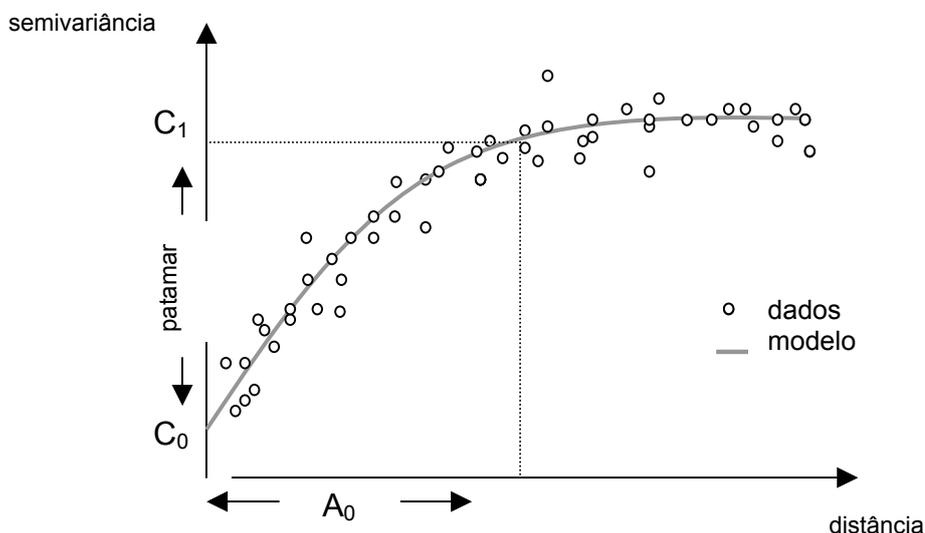
A Krigagem é um método de interpolação e tem a função de predizer, não tendenciosamente e com variância mínima, os valores não medidos na região sob avaliação (CRESSIE, 1993; VIEIRA, 2000).

A análise espacial e a interpretação de semivariogramas apresentadas a seguir, são discutidas por vários autores (ROSSI et al., 1992; SCHOTZKO & KNUDSEN, 1992; VIEIRA, 2000).

Dados obtidos em uma área que apresentam dependência espacial até certa distância ( $A_0$ ) apresentam semivariograma típico, cuja semivariância aumenta com o aumento da distância entre os pontos. A partir de determinada distância entre dois pontos ( $A_0$ ) a semivariância atinge um valor máximo no qual se estabiliza (Figura 1). Em solos, é provável que medições localizadas próximas sejam mais parecidas entre si do que aquelas separadas por grandes distâncias. Dessa maneira é de se esperar que a diferença aumente com a distância. À medida que a distância diminui, a covariância se aproxima de um valor positivo chamado efeito pepita, que pode ocorrer tanto por erros de medição como pela variabilidade em uma escala menor do que aquela amostrada. É a descontinuidade do semivariograma para distâncias menores do que a menor distância entre as amostras. À medida que a distância entre dois pontos aumenta, a covariância também aumenta até um valor máximo no qual se estabiliza. Este valor no qual se estabiliza é o patamar. A distância na qual a covariância atinge o patamar é chamada alcance ( $A_0$ ), é a distância limite de

dependência espacial. A partir desta distância, pontos separados por qualquer distância maior do que  $A_0$  apresentam a mesma covariância. Portanto, medições realizadas com distância maior do que  $A_0$  são independentes entre si. No entanto, os dados podem ter distribuição diferente do exemplificado na Figura 1. Se a semivariância for constante para qualquer distância, tem-se efeito pepita puro ou ausência total de dependência espacial. Isto significa que o alcance para os dados em questão é menor do que o menor espaçamento entre amostras. Para estes dados, tem-se distribuição espacial completamente aleatória.

Os dados podem se ajustar a modelos que mostram um patamar ou não. No primeiro caso, estes modelos podem ser: linear, esférico, exponencial ou gaussiano. Nestes casos, o patamar pode ser visível no semivariograma ou não. No segundo caso (esférico), o alcance pode ser maior do que a área avaliada e portanto a distribuição dos dados nesta área pode ser considerada aleatória.



**Figura 1.** Semivariograma cujo modelo apresenta patamar.  $A_0$ , alcance;  $C_1 + C_0$ , patamar.

No entanto, em alguns modelos onde não é possível observar um patamar, o semivariograma é aquele que cresce, sem limites, para todas as distâncias calculadas. Estes modelos correspondem a fenômenos que têm uma capacidade infinita de dispersão e, por isto, não têm variância finita e a covariância não pode ser definida. Ele pode indicar, também, que o tamanho do campo amostrado não foi suficiente para exibir toda a variância.

## **2.3. Distribuição vertical da mosca-branca**

### **2.3.1. Fatores que influenciam a distribuição na planta**

A escolha do local para alimentação e oviposição está relacionada a diversos fatores e pode influenciar diretamente o padrão de distribuição da mosca-branca na planta.

A oviposição da mosca-branca pode ser afetada pela área foliar e o número de folhas (SIMONS, 1994). Os locais preferidos podem variar conforme a espécie vegetal, a variedade, estágio fenológico (SCHUSTER, 1998) e as condições nutricionais da planta hospedeira (BLUA & TOSCANO, 1994). Além disto, características no microambiente da face abaxial das folhas podem ser favoráveis principalmente para as fases jovens. CHU et al. (1995) relatam que espécies ou variedades vegetais ou ainda partes da planta mais pilosas são preferidas para oviposição. A grande quantidade de tricomas pode interferir na movimentação do ar (evita a formação de correntes de ar) próximas a superfície da folha e, com isto, a umidade relativa permanece alta nesta região. Esses autores relatam ainda que outros fatores podem também influenciar a distribuição tais como a preferência por locais sombreados ou por locais de difícil acesso aos inimigos naturais.

A preferência pela face abaxial da folha pode estar relacionada, por exemplo, a maior proximidade com os vasos do floema, proteção contra chuva ou presença de estômatos. Alguns autores argumentam que ninfas se localizam na face abaxial devido a posição dorsal do ânus. Experimentos mostram que, quando folhas infestadas tiveram a face abaxial voltada para cima, houve uma grande mortalidade das ninfas. No entanto não se sabe se a posição dorsal do ânus seria uma

adaptação da ninfa por se manter na face abaxial (em revisão por LENTEREN & NOLDUS, 1990).

Diferentes arquiteturas da planta hospedeira podem influenciar a padrão de dispersão dos adultos de mosca-branca e, com isto, sua distribuição na área. Além disto, a dispersão de parasitóides também está relacionada com a arquitetura da planta (BOUWMAN et al., 1992).

### **2.3.2. Distribuição vertical em algumas espécies vegetais**

A preferência da mosca-branca por partes mais jovens da planta para oviposição (descrito anteriormente) leva a distribuição estratificada dos diferentes estágios, em plantas de crescimento rápido. No entanto em plantas de crescimento mais lento ou nas quais folhas jovens e velhas estão localizadas no mesmo plano a distribuição pode não ser estratificada. Portanto, a arquitetura é um dos fatores que influenciam a distribuição da mosca-branca na planta (SÜTTERLIN et al., 1991).

SCHUSTER (1998) observou que distribuição de ninfas de *B. tabaci* em plantas de tomate, que tem desenvolvimento vertical, está relacionada com a fase ninfal e com a idade da folha. Além disto esta distribuição se mantém ao longo do tempo. A posição nodal da folha mais infestada tende a aumentar com a estação do ano. A distribuição é a mesma tanto nos ramos laterais como na haste principal, desde que tenham quantidade semelhantes de nós. Plantas muito jovens possuem hastes laterais pequenas e portanto nestes ramos a distribuição pode ser diferente do ramo principal. Este autor também observou que o número de indivíduos costuma ser maior na parte central da planta e menor nas porções terminais (terços superior e inferior). O mesmo foi observado por MUÑIZ et al. (2002) ao avaliar a distribuição de adultos de *B. tabaci* biótipos B e Q em plantas de tomate. Apesar disto, é possível observar alguns exemplos de distribuição de *T. vaporariorum* em que os adultos estão localizados principalmente na parte superior da planta (MARTIN & DALE, 1989). De forma geral, plantas de tomate mais novas são preferidas para oviposição. Nesta espécie vegetal, a mosca-branca tem preferência por folíolos em diferentes posições, conforme varia a posição das folhas na planta. Folhas do terço superior, os adultos preferem ovipositar no ápice e no meio do folíolo. Já no terço inferior, os folíolos preferidos para oviposição são os da base e do ápice (TOSCANO et al., 2002).

Plantas de gérbera possuem arquitetura bastante diferenciada da planta de tomate. Esta ornamental possui formato de roseta o que leva distribuição das folhas nas diferentes idades praticamente num mesmo plano horizontal. Nestas plantas, SÜTTERLIN (2000) observou que os adultos de *T. vaporariorum* se localizam nas folhas mais jovens na parte interna da planta, enquanto as fases mais jovens se localizam nas partes mais externas, resultando, portanto em estratificação horizontal.

As variações na distribuição espacial de moscas-brancas em diferentes hospedeiros está relacionada com diversos fatores tais como a espécie vegetal e as condições em que é mantida a cultura. Estas informações vêm confirmar que a determinação do padrão de distribuição em uma espécie de hospedeiro em particular é pré-requisito para o desenvolvimento de técnicas efetivas de monitoramento de populações de *B. tabaci* (LYNCH & SIMMONS, 1993).

## **2.4. Controle biológico da mosca-branca**

### **2.4.1. Parasitóides do gênero *Encarsia***

No Brasil, os estudos envolvendo os parasitóide do gênero *Encarsia* ainda encontram-se de maneira geral restritos a realização de levantamentos para detecção da ocorrência destes insetos em agroecossistemas. OLIVEIRA et al. (1999) realizaram levantamento faunístico e detectaram a presença de parasitóides do gênero *Encarsia* e alguns predadores de moscas-brancas na região de Brasília, DF. MOREIRA et al. (1999) observaram a ocorrência de parasitismo de mosca-branca por *Encarsia lutea* (Masi) nas culturas do tomate e uva nas localidades de Juazeiro, BA e Petrolina, PE. ARAÚJO et al. (1999), estudando o parasitismo de mosca-branca por *E. lutea*, observaram porcentagens de parasitismo da ordem de 30,14% a 47,70% em casa-de-vegetação e campo respectivamente. Parasitóides do gênero *Encarsia* têm sido identificados por vários autores parasitando *B. tabaci* e *T. vaporariorum*, no Brasil (QUINTELA & SANCHEZ, 1992; OLIVEIRA et al., 2003).

### **2.4.2. Aspectos biológicos de *Encarsia formosa***

Os insetos do gênero *Encarsia* são pequenos parasitóides com cerca de 0,45 mm de comprimento, pertencentes a ordem Hymenoptera, família Aphelinidae. A

espécie *E. formosa* é a mais estudada, além de ser comercialmente disponível e amplamente utilizada em programas de controle biológico de moscas-brancas por todo o mundo (HODDLE et al., 1998).

A reprodução de *E. formosa* ocorre por partenogênese telítoca, mediada por infecções da bactéria *Wolbachia*, sendo que a taxa de maturação é de 8 a 10 ovos por dia (VIENEN & LENTEREN, 1986). Os adultos alimentam-se de "honeydew" ou mesmo hemolinfa dos hospedeiros, os quais, neste caso, são perfurados pelo ovipositor das fêmeas, sem que haja a deposição de ovos (HODDLE et al., 1998).

De acordo com SHISHEIBOR & BRENNAN (1995), o tempo para desenvolvimento de ovo a adulto de *E. formosa* parasitando ninfas de *Trialeurodes ricinus* foi de 17,74 e 19,31 dias quando a mosca-branca foi criada em plantas de algodão e de feijão, respectivamente.

*E. formosa* parasita preferencialmente ninfas de 3<sup>o</sup> e 4<sup>o</sup> ínstaes de *B. tabaci* (HODDLE et al., 1998). Dependendo do hospedeiro onde o parasitóide se desenvolve, podem ocorrer modificações biológicas que afetam a eficiência do mesmo no controle da população da mosca-branca. Um dos fatores, por exemplo, é o tamanho da ninfa na qual o parasitóide se desenvolve, uma vez que hospedeiros maiores resultam em maiores taxas de fecundidade e longevidade do parasitóide. Além disto, estudos mostram que o tempo de desenvolvimento, a taxa de mortalidade de formas imaturas e a taxa de parasitismo dos adultos de *E. formosa* são influenciados pela espécie de mosca-branca na qual o parasitóide se desenvolveu bem como pela planta hospedeira utilizada pela mosca-branca (HODDLE et al., 1998).

#### **2.4.3. Comportamento de forrageamento de *E. formosa***

O sucesso reprodutivo de *E. formosa* está intimamente relacionado com a capacidade de forrageamento. Para que altas taxas de parasitismo ocorram, é necessário que as fêmeas adultas de *E. formosa* localizem e avaliem a viabilidade de uso da presa (HODDLE et al., 1998). A análise do comportamento de forrageamento de *E. formosa* revela que este parasitóide procura e encontra seus hospedeiros de maneira totalmente aleatória, sem sinal visual ou olfativo envolvido neste processo. A taxa de encontro de ninfas do hospedeiro pela fêmea adulta do parasitóide depende da velocidade de caminhamento do parasitóide, do tamanho

das moscas-brancas e do número de hospedeiros em uma folha. A atividade de caminhamento do parasitóide na folha pode ser dividida em períodos nos quais o parasitóide se encontra andando, totalmente parado ou executando vôos curtos e muito rápidos sobre a folha ou para outro local da planta. A velocidade de caminhamento por sua vez é influenciada por variáveis como o tipo de venação da folha, a presença e quantidade de tricomas, o excesso de "honeydew" na folha (LEENTEREN et al., 1976; SÜTTERLIN & LENTEREN, 1997). O tempo de residência do parasitóide na folha também é muito importante. Uma vez encontrado o hospedeiro ou evidências da passagem do hospedeiro pela folha ("honeydew", exúvias de mosca-branca, hospedeiros parasitados e oviposição em hospedeiros não parasitados), há aumento no tempo de residência do parasitóide na folha (ROERMUND & LENTEREN, 1995).

Segundo LENTEREN et al. (1995), a variação na pilosidade de folhas de hortaliças pode influenciar o padrão e comportamento de caminhamento do parasitóide *E. formosa*. Para estudar a influencia da pilosidade (forma e densidade dos tricomas) sobre a eficiência de *E. formosa*, SÜTTERLIN & LENTEREN (1997) utilizaram cultivares da espécie ornamental *Gerbera jamensoni*. Segundo os autores, a presença de tricomas nas folhas de *G. jamensoni* afetou a velocidade de caminhamento de *E. formosa*. Entretanto, a variação na densidade e forma dos tricomas entre os cultivares testados não afetou significativamente a velocidade e o padrão de caminhamento dos parasitóides.

### 3.1. Distribuição espacial de *Bemisia tabaci* biótipo B

#### 3.1.1. Modelos adotados

A distribuição espacial foi estudada em tomate *Lycopersicon esculentum* e no brócole *Brassica oleraceae* var. *italica* devido ao fato destas duas plantas possuírem arquitetura bastante diferenciada. O tomate estaqueado chega a alcançar 2 m de altura e existe uma gradação de folhas mais novas para folhas senescentes da parte apical superior da planta para a parte inferior. Além disto, as folhas de tomate são pilosas e divididas em folíolos. Em plantas de brócole, além das folhas possuírem área significativamente maior, estas não possuem tricomas e são recobertas por camada de cera. Estas plantas emitem brotações laterais de onde têm origem outras folhas e inflorescências, no entanto, bem diferente do tomate, folhas jovens e senescentes estão localizadas praticamente na mesma altura da planta. Portanto estas plantas não possuem estratificação quanto a idade das folhas. Características tão diferentes podem resultar em diferentes respostas da mosca-branca quanto a distribuição.

#### 3.1.2. Distribuição espacial da mosca-branca em áreas cultivadas

##### 3.1.2.1. Cultura do tomate

Os estudos foram conduzidos em área experimental do Departamento de Fitossanidade, FCAV/UNESP, Jaboticabal, SP, em dois anos consecutivos. Em 2004 foi realizado o transplante do tomate no dia 15 de dezembro e as avaliações foram realizadas de 28 de janeiro a 23 de março (verão). No ano seguinte, o transplante foi realizado em 15 de junho e as avaliações ocorreram de 23 de junho a 25 de agosto (inverno). Os experimentos foram desenvolvidos em estufa de 7 m de largura por 15 m de comprimento com teto em arco, cobertura com plástico transparente anti UV fechada lateralmente com sombrite 50%, até a altura de 2 m. Foi utilizada a cultivar codificada como SVR 016096101 (Seminis Vegetable

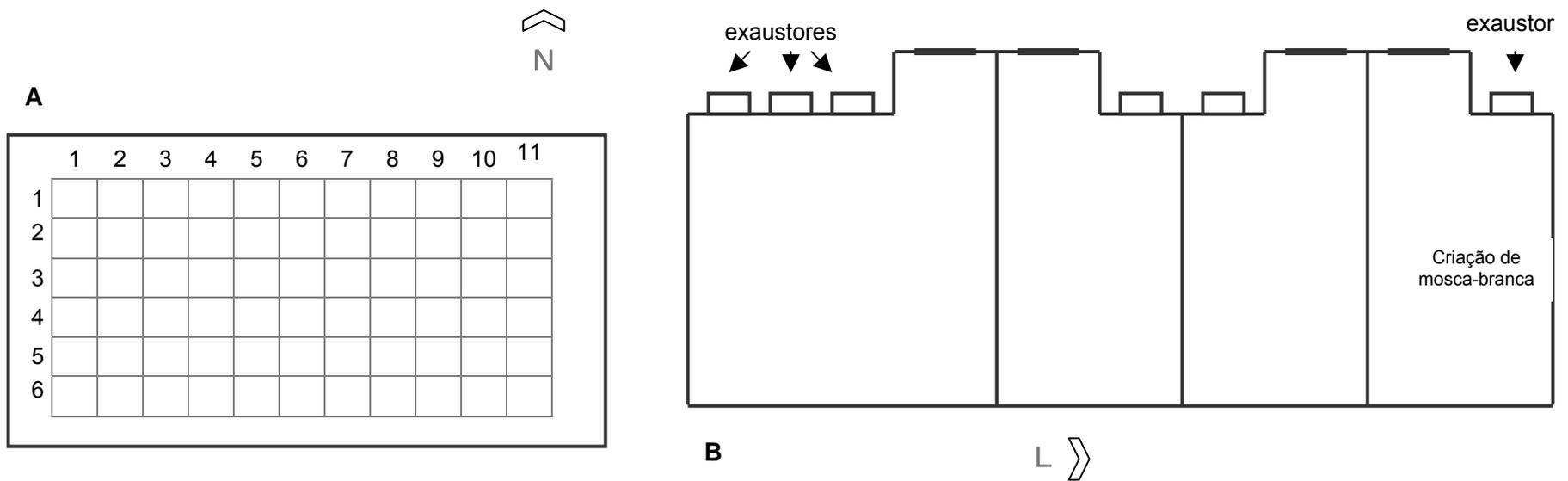
Seeds<sup>®</sup>), resistente ao “Tomato yellow leaf curl vírus” (TYLCV), que é transmitido pela mosca-branca. O plantio e a manutenção da cultura seguiram os padrões agronômicos de adubação e espaçamento para tomate em cultivo protegido (RAIJ, 1985). Não houve aplicação de inseticidas durante todo o ciclo e a irrigação foi feita por gotejamento. Foi utilizado espaçamento de 1 m entre linhas, num total de linhas e 0,5 m entre plantas. Próximo a estufa existe uma casa-de-vegetação, contendo plantas altamente infestadas por *B. tabaci* biótipo B (criação estoque) (Figura 2).

Para os estudos realizados em 2004, a área da estufa foi dividida em quadrantes de 1 m<sup>2</sup> (Figura 2) e cada quadrante continha, duas plantas de tomate. Em 2005 todas as plantas da área foram avaliadas, desta forma, não se adotou o sistema de quadrantes. As avaliações nos dois anos constaram da contagem de adultos de mosca-branca em toda a planta. Devido ao hábito dos adultos de permanecerem na face abaxial, a contagem foi realizada com o auxílio de um espelho para evitar a movimentação das folhas. A partir do transplântio foram feitas observações diárias e, a partir do surgimento dos primeiros adultos, contagens semanais foram efetuadas até o surgimento dos frutos.

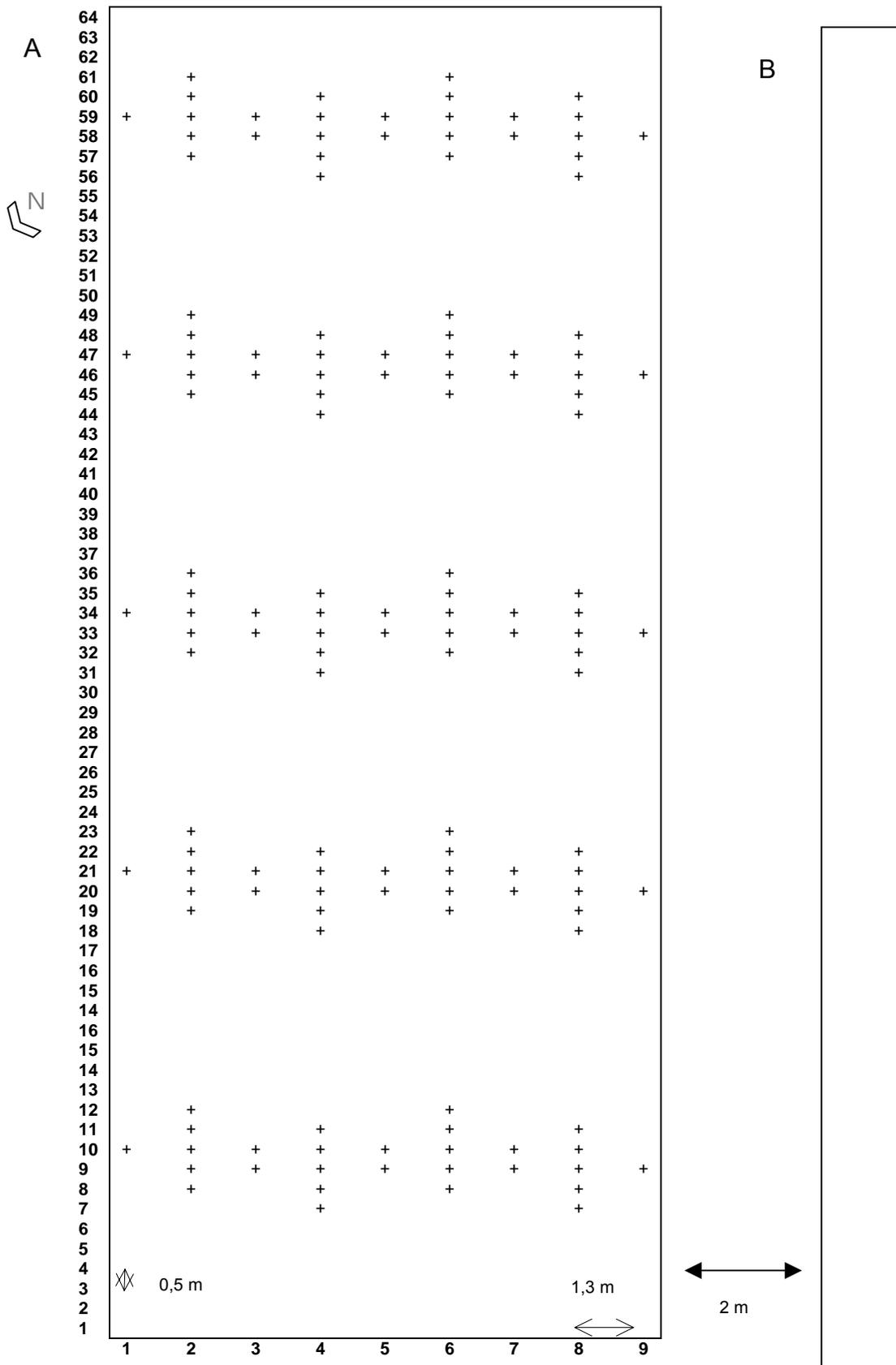
Para cada conjunto de dados semanais, semivariogramas e mapas de densidade foram construídos utilizando-se o programa geoestatístico GS+ (Geostatistics for Environmental Sciences, 5.03).

### **3.1.2.2. Cultura do brócole**

Os experimentos foram conduzidos durante o ano de 2005, de 10 de junho a 30 de setembro em plantio comercial localizado no Centro Vicentino Educacional e Recreativo Nossa Senhora Aparecida (CEVER), Jaboticabal, SP. Foram utilizadas práticas agronômicas padronizadas mas nenhum inseticida químico foi utilizado. Apenas uma aplicação de extrato de fumo foi feita no final do ciclo da cultura, visando o controle de pulgão, provavelmente *Brevicoryne brassicae*. A irrigação foi feita por aspersão. Foi utilizada a cultivar de verão Ramoso Piracicaba em área de 32 × 10,4 m com nove linhas e espaçamento de 1,3 m entre linhas e 0,5 m entre plantas, em média. As avaliações foram feitas semanalmente e os adultos de toda a planta foram contados seguindo modelo de amostragem na área representado na Figura 3. Para análise dos dados foi utilizado o programa GS+ (Geostatistics for Environmental Sciences, 5.03), como descrito para a cultura do tomate.



**Figura 2.** A. área com tomate sob cultivo protegido, dividida em quadrantes de 1 m<sup>2</sup>, onde foram realizados os estudos da distribuição espacial; B. Casa-de-vegetação com compartimento para criação massal de *B. tabaci* biótipo B. Os esquemas não estão em escala.



**Figura 3.** A. Distribuição dos pontos de amostragem onde os sinais “+” indicam as posições onde as amostras foram coletadas em área cultivada com brócole; B. Cultura adjacente (brócole) altamente infestada com *B. tabaci* biótipo B. Jaboticabal, SP, 2005.

### 3.2. Distribuição vertical da mosca-branca

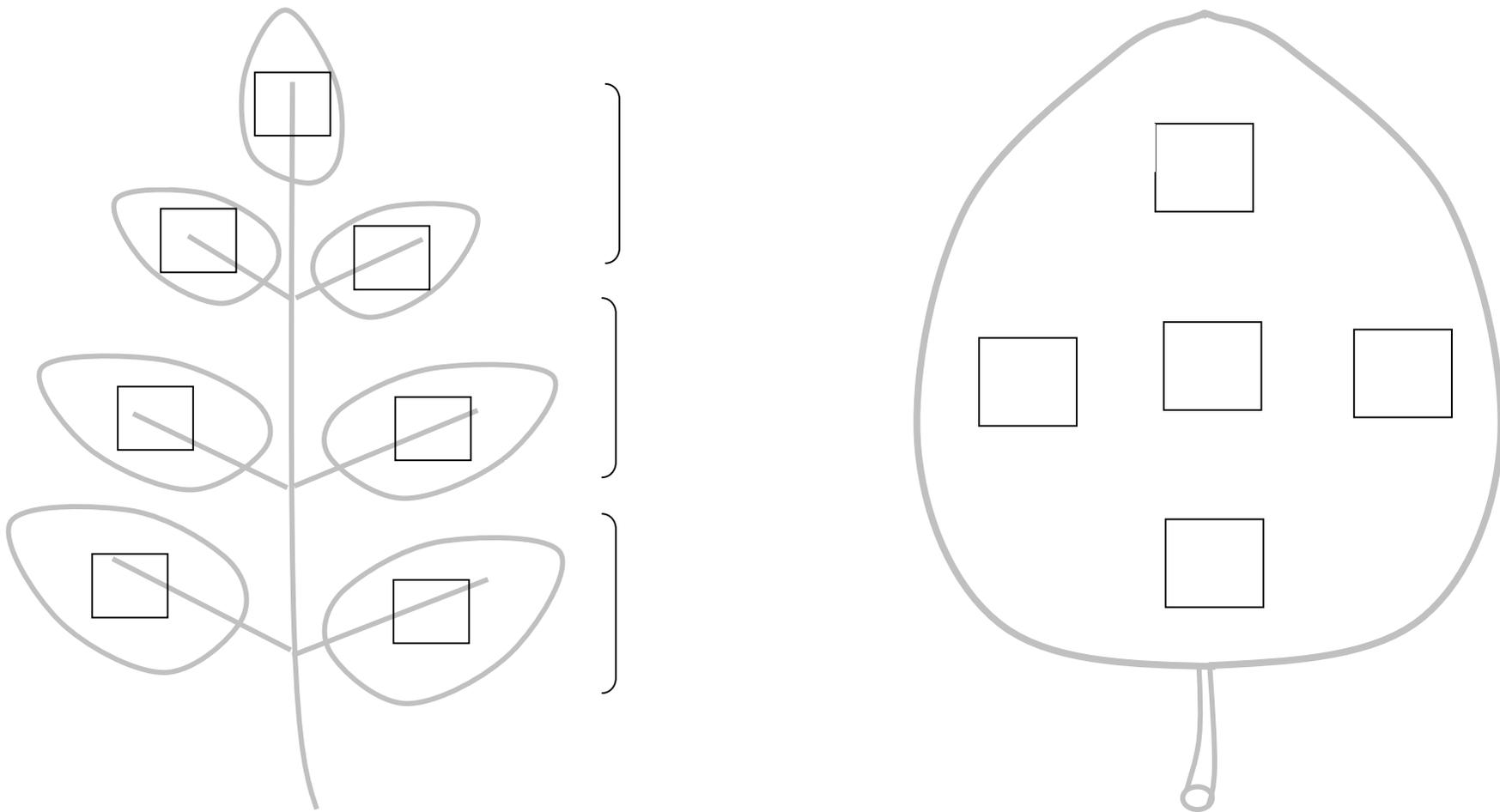
Para estudo da distribuição da mosca-branca na planta foram utilizados os mesmos cultivares utilizados para estudo da distribuição na área. Em cada experimento, 4 plantas eram escolhidas ao acaso e, nestas plantas, todos os insetos (adultos e ninfas de mosca-branca) eram contados. As contagens foram realizadas semanalmente, desde o transplântio até o surgimento dos frutos.

Tanto nos estudos realizados em plantas de tomate como no brócole foram contabilizados adultos e ninfas na face abaxial de todas folhas da planta (e folíolos, no caso do tomate). Para contagem dos adultos, foi utilizado um espelho de 5 cm x 7 cm que permitia a visualização dos insetos na face inferior das folhas, que não eram tocadas. Com isto, evitou-se a dispersão dos adultos. Quando não era possível utilizar o espelho, a folha era manuseada delicadamente para observação dos insetos.

A contagem das ninfas em plantas de tomate foi feita com o auxílio de uma lupa de mão e os registros foram feitos enumerando-se os folíolos no sentido anti-horário (também no verso da folha). Foram feitas contagens em toda a área do folíolo e também em uma seção de 4 cm<sup>2</sup> no centro de cada folíolo (Figura 4). Nas plantas de brócole foram feitas contagens na face abaxial em toda a área da folha e também em cinco campos de 4 cm<sup>2</sup> (com o auxílio de lupa) em diferentes partes da folha (Figura 4).

Tanto nas plantas de brócole como de tomate as folhas foram contadas e enumeradas sempre das mais velhas para as mais novas. Desta forma, o número atribuído a cada folha (que identifica sua posição) não muda com o desenvolvimento da planta, facilitando as observações e análises.

Estas avaliações foram realizadas semanalmente e, para serem contadas, as ninfas foram divididas em dois grupos: a. ninfas de primeiro e segundo ínstaes e b. ninfas de terceiro e quarto ínstaes. Este agrupamento foi feito para melhor avaliar a distribuição das ninfas em estágios preferencialmente parasitados por *E. formosa*, ou seja, terceiro e quarto ínstaes (HODDLE et al., 1998).



**Figura 4:** Esquema representativo da face abaxial das folhas de A. tomate, indicando a ordem de contagem dos insetos nos folíolos (sentido anti-horário) e B. brócolo, indicando as seções amostradas em cada folha.

Durante todo o período de avaliação dos insetos, também foi observado o desenvolvimento fenológico da planta, em ambas espécies vegetais. Assim, concomitantemente a contagem dos insetos, era registrado: a. o número de folhas em toda a planta e o número de folíolos em cada folha nas plantas de tomate; b. o número de brotações em toda a planta e o número de folhas em cada brotação nas plantas de brócole, considerando, também, as folhas na inserção de cada brotação. Desta forma, foi possível avaliar e relacionar a população de mosca-branca com as variações na arquitetura durante o desenvolvimento da planta.

Foi feita correlação dos dados utilizando-se os procedimentos PROC MEANS e ARIMA (SAS Institute, 1988).

### **3.3. Comportamento de forrageamento de *E. formosa***

#### **3.3.1. Manutenção das populações de plantas e insetos**

##### **3.3.1.1. Plantas hospedeiras**

As espécies vegetais cultivadas e utilizadas nos experimentos foram: melão, *Cucumis melo* cultivar Gold Mine (SVS), tomate, *Lycopersicon esculentum* cultivar Fanny (Royal Sluis) e soja, *Glycine max* variedade IAC 15. A semeadura de melão e soja foi realizada diretamente em vasos plásticos de 5 L de capacidade contendo substrato (solo, areia e esterco curtido misturados em proporções iguais). As sementes de tomate foram distribuídas em bandejas de isopor contendo substrato a base de vermiculita. Após 28 dias, as mudas foram transplantadas para vasos semelhantes aos que foram utilizados para manutenção de melão e soja. Cerca de 20 dias após a emergência (melão e soja) ou transplântio (tomate), folhas do terço inferior das plantas foram retiradas para estudo da atividade e velocidade de caminhamento do parasitóide.

##### **3.3.1.2. Manutenção de *B. tabaci* biótipo B em casa-de-vegetação**

Os insetos utilizados nos experimentos foram criados sobre plantas de soja (*Glycine max*) var. IAC15 ou bico-de-papagaio (*Euphorbia pulcherrima*), mantidas em gaiolas teladas sob condições de  $25 \pm 3$  °C,  $70 \pm 10\%$  de UR e condições

naturais de luminosidade em casa-de-vegetação. Os insetos foram trazidos de plantios de melão e/ou soja infestados naturalmente pela praga.

### **3.3.1.3. Criação de *E. formosa***

O parasitóide foi criado utilizando-se a mosca-branca *B. tabaci* biótipo B como inseto hospedeiro sobre plantas de soja e bico-de-papagaio mantidas em gaiolas teladas, em casa-de-vegetação sob as mesmas condições descritas no item 3.3.1.2. Plantas infestadas com ninfas de 3<sup>o</sup> e 4<sup>o</sup> instares eram colocadas semanalmente no interior das gaiolas. Para a obtenção de fêmeas adultas, folhas de soja ou bico-de-papagaio contendo ninfas enegrecidas de mosca-branca eram colocadas em gaiolas acrílicas. Estas gaiolas eram mantidas nas mesmas condições de condução dos bioensaios ( $25 \pm 1^\circ\text{C}$  e  $70 \pm 10\%$ ). Este procedimento garantia que as fêmeas utilizadas tivessem, no máximo, até 24 h de emergência.

### **3.3.2. Avaliação do comportamento**

#### **3.3.2.1. Atividade de caminhamento**

Uma fêmea adulta recém-emergida (menos de 24 h) de *E. formosa* foi colocada numa folha completamente desenvolvida sem a presença de ninfas ou adultos de mosca-branca. A folha foi colocada com a face inferior voltada para cima em placa de Petri de 9 cm de diâmetro fechada. A atividade do parasitóide na folha foi gravada em vídeo utilizando-se câmera filmadora (Sony SSC-DC54A) acoplada a microscópio estereoscópico (Zeiss SV6) e vídeo-cassete (Sony SVT-S3100) e mantida em condições controladas de temperatura e umidade ( $25 \pm 2^\circ\text{C}$  e  $70 \pm 10\%$  de UR). As atividades de cada fêmea de *E. formosa* foram registradas durante 10 minutos, o que constituiu uma repetição. Foram utilizadas 10 fêmeas e as observações consistiram no seguinte:

a. atividade de caminhamento: tempo em que o parasitóide caminha na folha em relação ao tempo total em que permanece na folha, excluindo o tempo em que permanece avaliando o hospedeiro ou outro estímulo encontrado sobre a folha (SÜTTERLIN & LENTEREN, 1997); neste caso o parasitóide avalia utilizando as antenas (tamborilando) ou ainda as pernas e o ovipositor (reconhecimento);

b. atividade de reconhecimento: tempo no qual o inseto tamborila, tateia com as pernas e prova com o ovipositor determinado local para examinar se existe o hospedeiro e se este é adequado para postura/alimentação. Apesar da ausência do hospedeiro no presente experimento, existem evidências de que este comportamento ocorre mesmo na presença de produtos do hospedeiro (honeydew, por exemplo).

c. tempo relativo no qual o inseto permaneceu sem atividade de busca; podia permanecer estático ou limpando-se.

d. número de vôos rápidos, como se estivesse saltando sobre a mesma folha, procurando outros locais para forragear.

SÜTTERLIN & LENTEREN (1997) sugerem que a gravação tenha duração de até 10 minutos após a liberação do parasitóide e que sejam encerradas quando o inseto voar e sair do campo de filmagem. No entanto, neste trabalho todas as gravações tiveram duração de 10 minutos. Quando o inseto saltava ou saía da folha, a filmagem foi interrompida e o inseto recolocado na folha para dar continuidade ao registro. Este procedimento, diferente da proposta dos autores anteriormente citados, permitiu contabilizar e comparar o número de vôos dos parasitóides neste intervalo de tempo.

Foi realizada análise de variância dos dados (ANOVA) e as médias foram separadas pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade utilizando-se o procedimento GLM (SAS Institute, 1999).

### **3.3.2.2. Velocidade de caminhamento**

O caminhamento do parasitóide foi registrado utilizando-se câmera filmadora (Sony SSC-DC54A) ligada ao vídeo-cassete (Sony SVT-S3100) e mantida em condições controladas de temperatura e umidade ( $25 \pm 1^\circ\text{C}$  e  $70 \pm 10\%$  de UR). Sobre uma folha com o verso voltado para cima foi delimitada uma área retangular de 3 cm por 4,2 cm ( $12,6 \text{ cm}^2$ ) com uma moldura feita em papel cartão. O parasitóide era colocado sobre a folha e o caminhamento era registrado enquanto o inseto caminhasse nesta arena. O caminhamento foi registrado em fitas cassete durante o tempo que o parasitóide caminhou sobre a folha. Quando o mesmo voava ou caminhava fora da arena, a gravação foi interrompida. Foram realizadas dez repetições por tratamento (espécie vegetal).

Uma vez obtidas as imagens, a trilha percorrida pelo parasitóide foi registrada. Para isto, uma folha de polipropileno (transparência para retroprojeter) foi fixada na tela do monitor de vídeo. Os registros foram observados e, a cada um segundo, era feito um ponto na posição em que o inseto se encontrava utilizando caneta de retroprojeter. Em seguida estes pontos foram unidos para definir o percurso percorrido pelo inseto.

A transparência foi xerocopiada com um aumento de 50% para facilitar a obtenção das medidas. Em seguida, o percurso percorrido pelo inseto foi medido utilizando-se o Curvímeter 78 Freiburger Präzisionsmechanik<sup>®</sup>. Também foi contabilizado o tempo necessário para o parasitóide percorrer o percurso total ou diferentes trechos. Desta forma, foram obtidas as seguintes medidas:

- a. percurso total: espaço percorrido pelo inseto durante todo o tempo de observação, medido em milímetros;
- b. tempo total: tempo durante o qual o inseto caminhou pela folha;
- c. percurso parcial: espaço percorrido pelo inseto caminhando, descrevendo percurso linear. Em alguns trechos o inseto se desloca muito pouco e passa um tempo relativamente maior em alguns poucos pontos. A medida destes trechos foi subtraída do total resultando no percurso parcial.
- d. tempo parcial: tempo utilizado para percorrer o espaço parcial (no qual ocorre caminhamento, sem pequenas paradas para reconhecimento).

A partir destas médias foi calculada a velocidade média de caminhamento (considerando tempo e percurso totais) e a velocidade de caminhamento (considerando apenas trechos onde houve caminhamento, sem comportamento de reconhecimento).

### **3.3.2.3. Padrão de caminhamento**

Para descrever o padrão de caminhamento de *E. formosa* foram utilizadas as trilhas percorridas por cada fêmea registradas como descrito no item anterior. As figuras foram digitalizadas e sobre as mesmas foi desenhado quadriculado de 1 mm (em relação ao tamanho real do percurso descrito pelo parasitóide) utilizando-se o programa CorelDRAW<sup>®</sup>12. Em cada trilha (repetição) foi contabilizado:

- a. o número total de quadrantes visitados pelo parasitóide durante caminhamento;

b. número de quadrantes pelos quais o inseto passou uma só vez, ou seja, não voltou a passar por pontos onde já havia passado (não houve cruzamentos);

c. o número de quadrantes os quais o inseto voltou a visitar uma vez mais (1 cruzamento);

d. número de quadrantes os quais o inseto visitou duas ou mais vezes (dois ou mais cruzamentos).

A partir destes dados foi possível estudar a sinuosidade relativa das trilhas em cada espécie vegetal, segundo proposta de SÜTTERLIN & LENTEREN (1997).

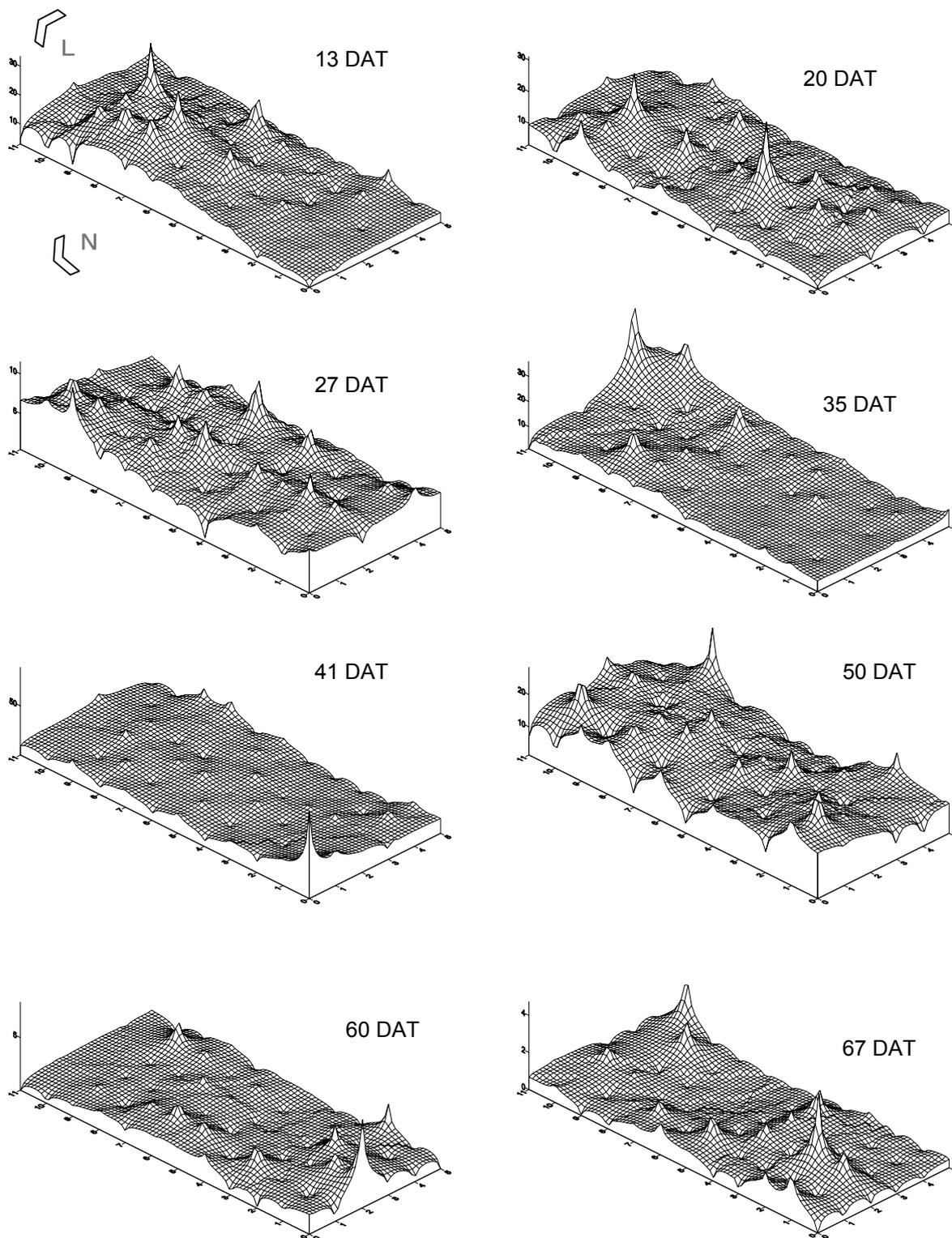
### 4.1. Distribuição espacial da mosca-branca em áreas cultivadas

A densidade (insetos/planta) foi bastante variável em toda a área cultivada com tomate durante o cultivo de verão em 2004, sendo que, nas amostragens em época de pico populacional, cerca de 50 adultos/planta foram observados em alguns pontos. Nas duas últimas amostragens, quando começou a ocorrer a frutificação, no máximo 6 insetos/planta foram observados. Nas quatro primeiras semanas os maiores valores de densidade ocorreram principalmente nos quadrantes mais próximos a fonte de infestação. Nas semanas seguintes, plantas com alta infestação puderam ser observadas em qualquer local da área, uma indicação de que a população não está agregada (Figura 5).

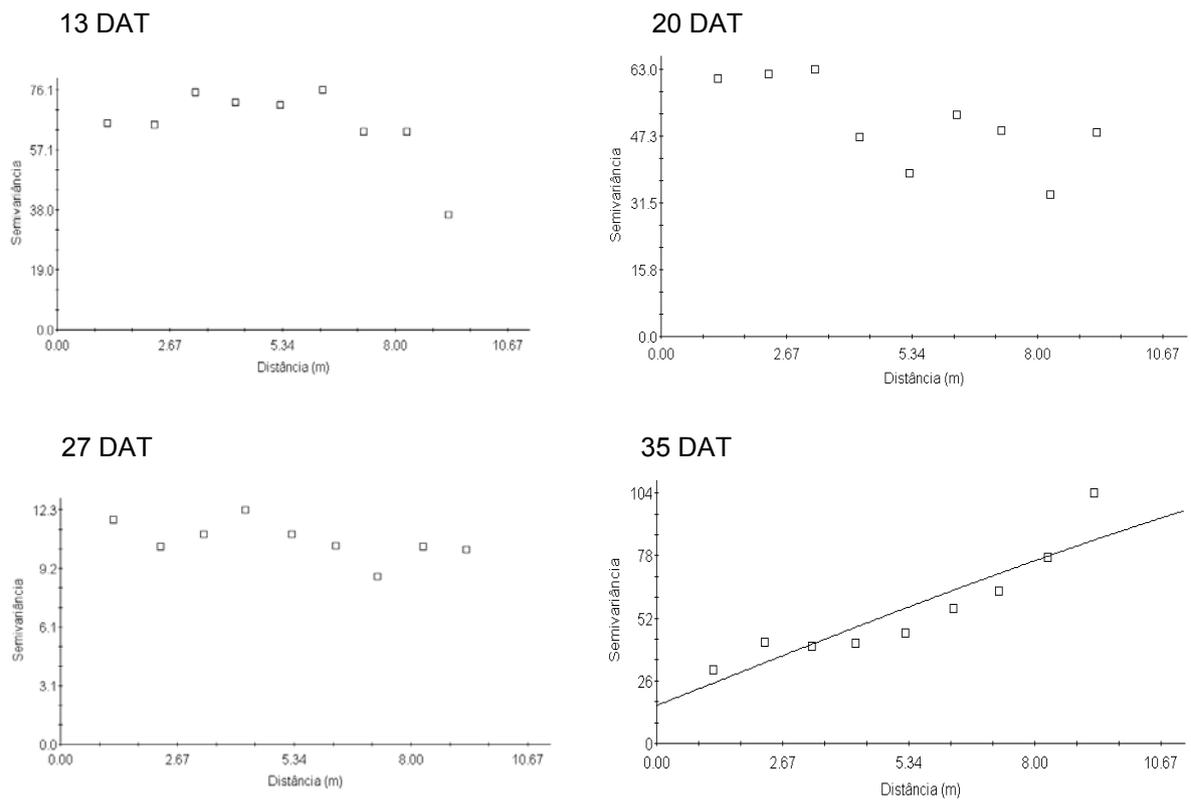
No estudo realizado no ciclo de 2004 não foi possível ajustar aos dados a um modelo de curva na maior parte das amostragens (Figura 6), indicando distribuição aleatória dos adultos de mosca-branca, sem correlação espacial entre os pontos na maioria das avaliações durante todo o ciclo. Somente nas avaliações feitas com 35 e 41 dias após transplântio foi possível observar algum grau de agregação dos insetos. A curva ajustada para estes dois conjuntos de dados descreve o modelo esférico, com alcance (distância máxima em que existe dependência espacial,  $A_0$ ) de 24,1 e 26,3 m respectivamente (Figura 6), valores altos para área em questão (fora da escala em estudo). Estes resultados indicam que, apesar de ser observada maior densidade nas proximidades da fonte de infestação, o padrão de distribuição da mosca-branca foi aleatório.

Durante o ciclo de 2005 (inverno) observou-se infestação bastante irregular na cultura do tomate, com plantas muito infestadas intercaladas com plantas pouco infestadas, o que reflete as superfícies dos gráficos bastante irregulares (Figura 7). No entanto, em algumas amostragens (30, 34, 47 e 72 DAT) as plantas mais infestadas foram aquelas pertencentes aos quadrantes mais próximos da fonte de infestação.

Fonte de  
infestação

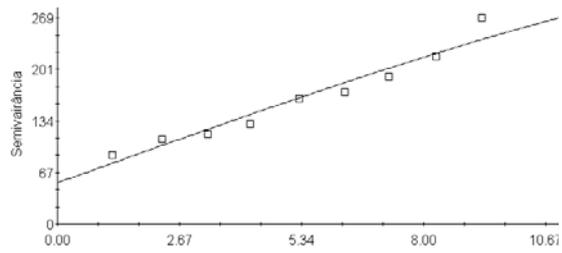


**Figura 5:** Densidade de adultos de mosca-branca *Bemisia tabaci* biótipo B na área cultivada com tomate, Jaboticabal, SP. 2004. O intervalo entre cada amostragem é dado em dias após transplante (DAT).



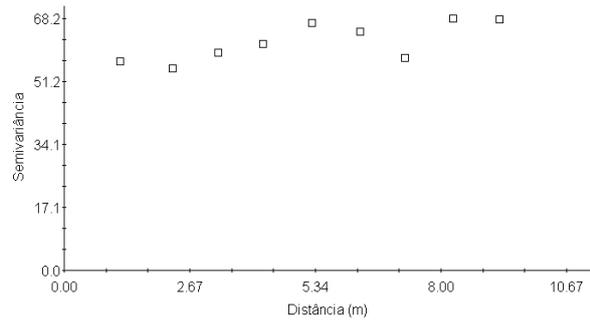
**Figura 6:** Semivariogramas para adultos de *Bemisia tabaci* biótipo B em tomate, Jaboticabal, SP, 2004. O intervalo entre cada amostragem é dado em dias após transplântio (DAT).

41 DAT

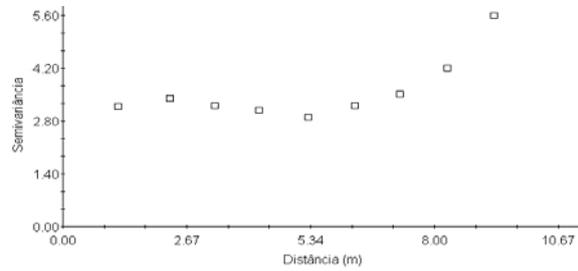


$C_0 = 54,0$ ;  $C_0 + C = 370,6$ ;  $A_0 = 26,3$ ;  $r^2 = 0,95$ ;  $RSS = 1433$

50 DAT



60 DAT



67 DAT

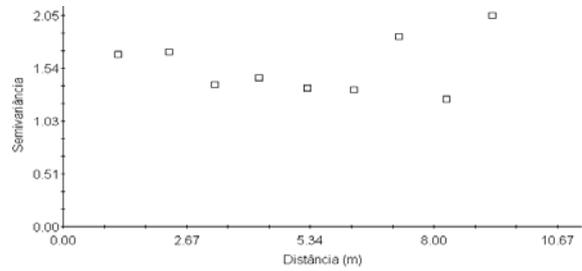
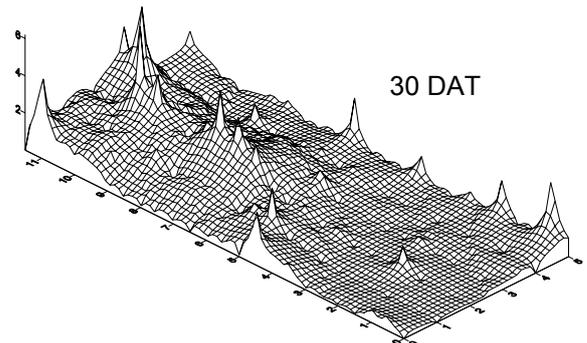
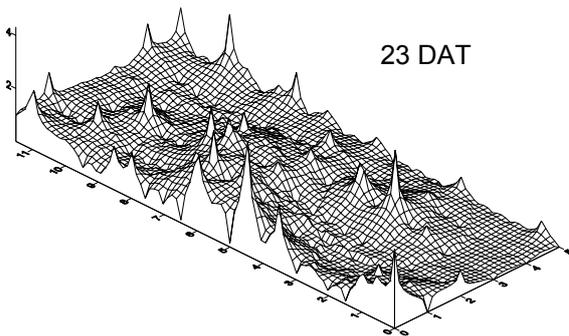
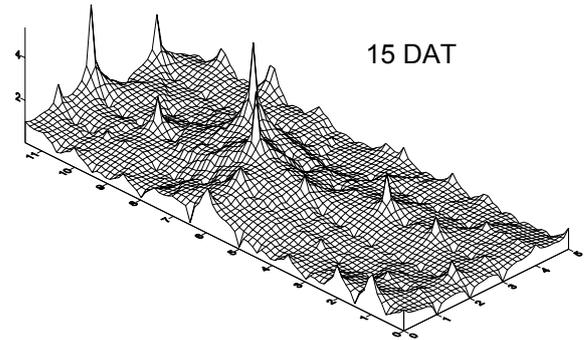
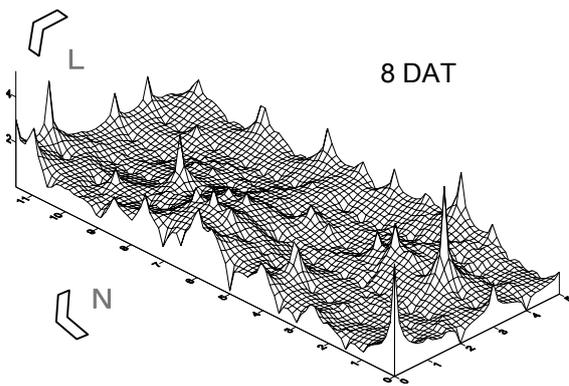
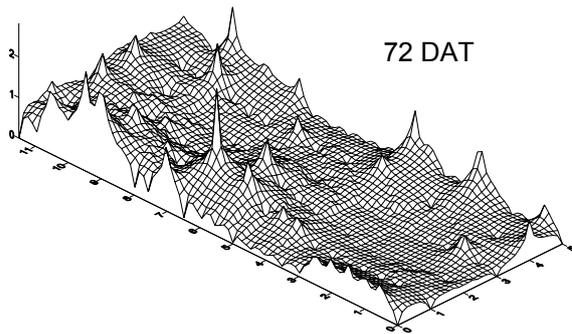
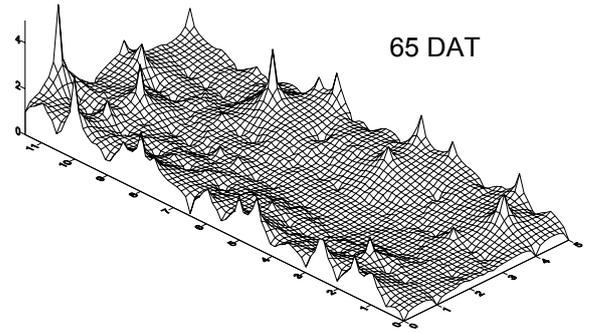
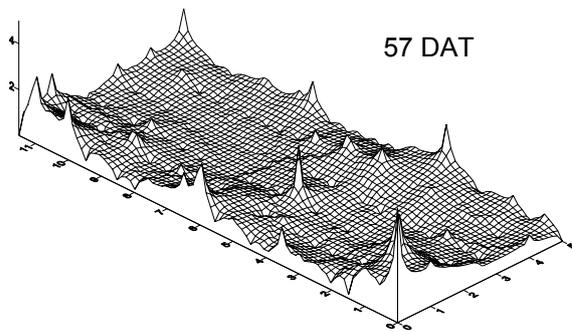
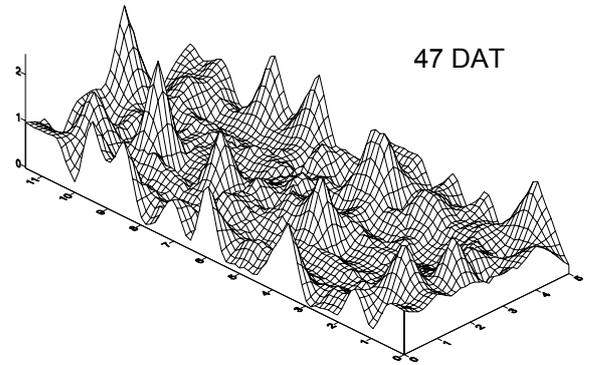
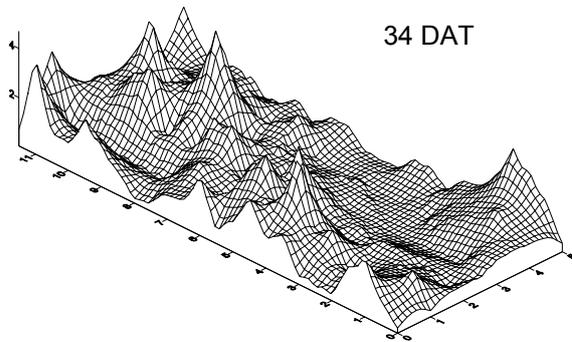


Figura 6: Continuação.

Fonte de  
infestação



**Figura 7:** Densidade de adultos de mosca-branca *Bemisia tabaci* biótipo B na área cultivada com tomate, Jaboticabal, SP. 2005. O intervalo entre cada amostragem é dado em dias após transplante (DAT).



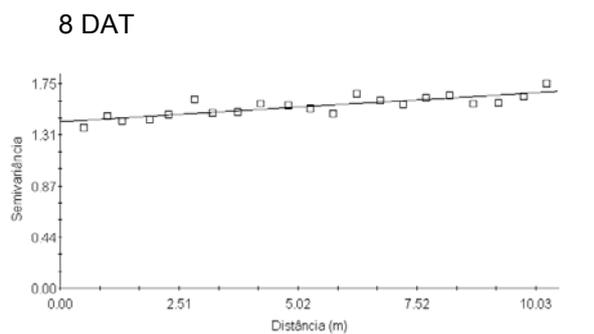
**Figura 7:** Continuação

Comparado ao ciclo anterior, as avaliações durante o inverno (em 2005) registraram menores valores de densidade. Em 2004 (no verão) algumas plantas chegaram a apresentar cerca de 50 insetos em períodos de maior infestação (Figura 5), enquanto no ano seguinte (transplântio em agosto), no máximo cerca de 8 insetos/planta foram registrados (Figuras 7). As temperaturas mais altas em janeiro e durante quase todo o ciclo de avaliações de 2004 podem ter favorecido o aumento populacional da mosca-branca bem como sua dispersão. Diferente do ciclo de 2005 que se iniciou e transcorreu, em sua maior parte, em estação de temperaturas relativamente baixas. Ainda, apesar das baixas temperaturas, um número maior de adultos mortos por fungo entomopatogênico (provavelmente do gênero *Paecilomyces*) foi observado já no início do ciclo de 2005, o que pode ter colaborado para a população manter-se baixa.

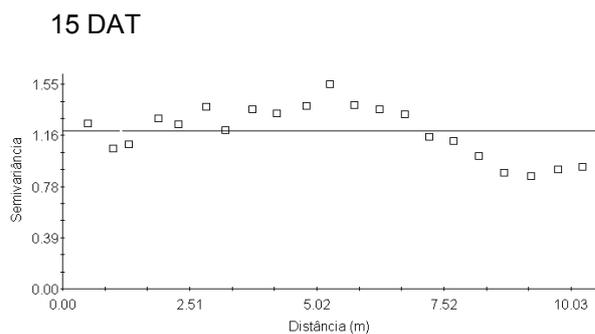
Para todas as amostragens realizadas no inverno (2005) foi possível ajustar um modelo de curva (Figura 8) aos dados coletados na cultura do tomate. Nas amostragens com 8, 15, 23, 30 e 65 DAT os dados foram ajustados ao modelo linear, com maior ou menor inclinação, o que indica baixo grau de agregação, mas com a distância mínima apresentando dependência entre dois pontos (alcance,  $A_0$ ) fora da área considerada. Neste caso, os semivariogramas apresentaram valores de alcance semelhantes, entre 10,26 e 10,27 m.

Para as amostragens com 34, 47, 57 e 72 DAT o modelo que melhor se ajustou foi o esférico (47 DAT) ou o exponencial (34, 57 e 72 DAT), o que demonstra alto grau de agregação dos adultos na área. No entanto, nestas avaliações o alcance variou entre 0,34 e 0,47 m, com exceção da amostra com 57 DAT cujo alcance foi de 25,04 m (Figura 8).

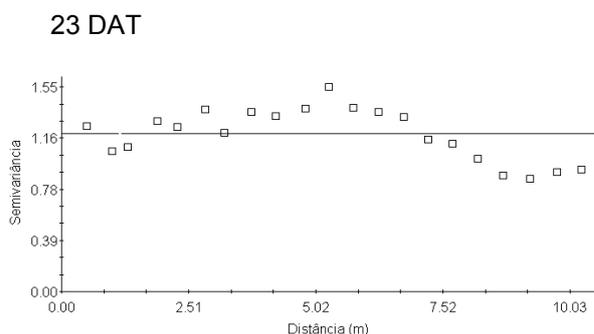
No experimento de 2005 (tomate), o menor espaçamento entre os pontos amostrados na área coincidiu com o espaçamento entre plantas (menor intervalo possível = 0,5 m). Valores de alcance de até 1 m indicam que existe dependência entre os pontos distantes no máximo 1 m. Neste caso, se fosse tomada uma amostra de dois pontos dentro da faixa de dependência, a distância entre eles poderia ser de, no máximo, 0,5 m (distância entre plantas). Pontos distantes mais de 1 m (inclusive) não apresentam dependência espacial e a distribuição da população é aleatória.



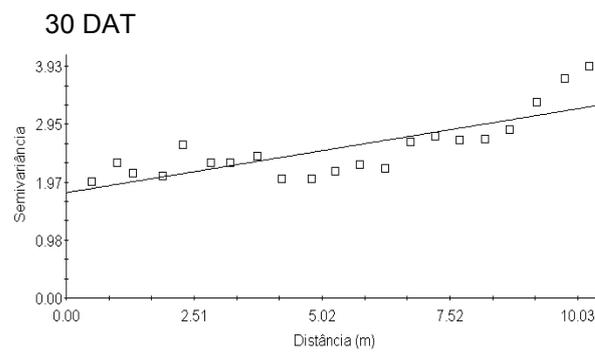
$C_0 = 1,42$ ;  $C_0 + C = 1,68$ ;  $A_0 = 10,26$ ;  $r_2 = 0,68$ ;  $RSS = 0,33$



$C_0 = 1,20$ ;  $C_0 + C = 1,20$ ;  $A_0 = 10,26$ ;  $r_2 = 0,27$ ;  $RSS = 0,78$



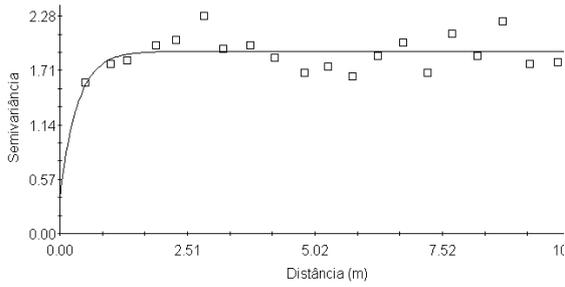
$C_0 = 1,20$ ;  $C_0 + C = 1,20$ ;  $A_0 = 10,26$ ;  $r_2 = 0,27$ ;  $RSS = 0,78$



$C_0 = 1,79$ ;  $C_0 + C = 3,24$ ;  $A_0 = 10,26$ ;  $r_2 = 0,63$ ;  $RSS = 7,57$

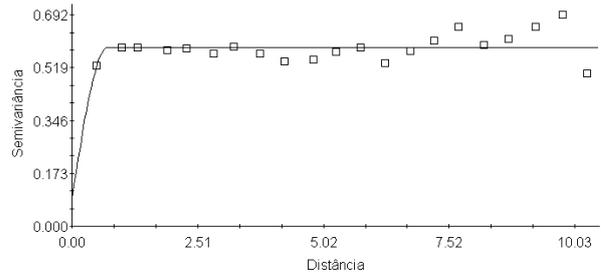
**Figura 8:** Semivariogramas para adultos de *Bemisia tabaci* biótipo B em tomate, Jaboticabal, SP, 2005. O intervalo entre cada amostragem é dado em dias após transplante (DAT).

34 DAT



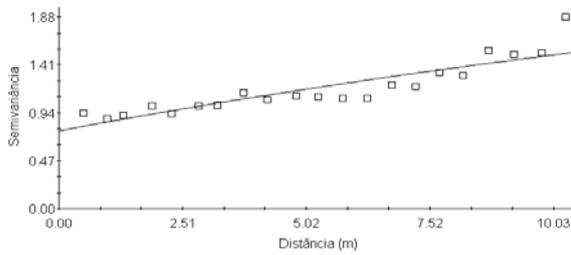
$C_o = 0,37$ ;  $C_o + C = 1,91$ ;  $A_o = 0,34$ ;  $r_2 = 0,17$ ;  $RSS = 0,57$

47 DAT



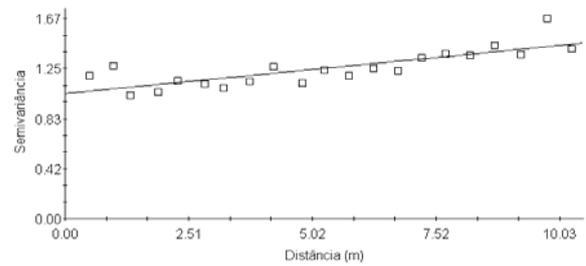
$C_o = 0,09$ ;  $C_o + C = 0,59$ ;  $A_o = 0,71$ ;  $r_2 = 0,01$ ;  $RSS = 0,04$

57 DAT



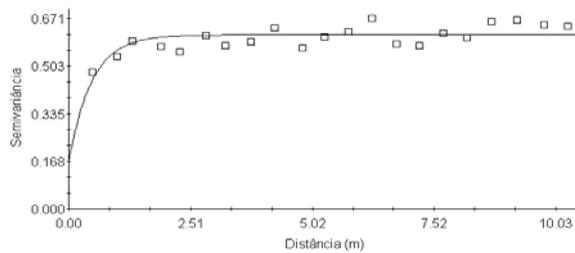
$C_o = 0,76$ ;  $C_o + C = 3,02$ ;  $A_o = 25,04$ ;  $r_2 = 0,79$ ;  $RSS = 0,28$

65 DAT



$C_o = 1,04$ ;  $C_o + C = 1,45$ ;  $A_o = 10,27$ ;  $r_2 = 0,64$ ;  $RSS = 0,95$

72 DAT



$C_o = 0,16$ ;  $C_o + C = 0,61$ ;  $A_o = 0,47$ ;  $r_2 = 0,47$ ;  $RSS = 0,02$

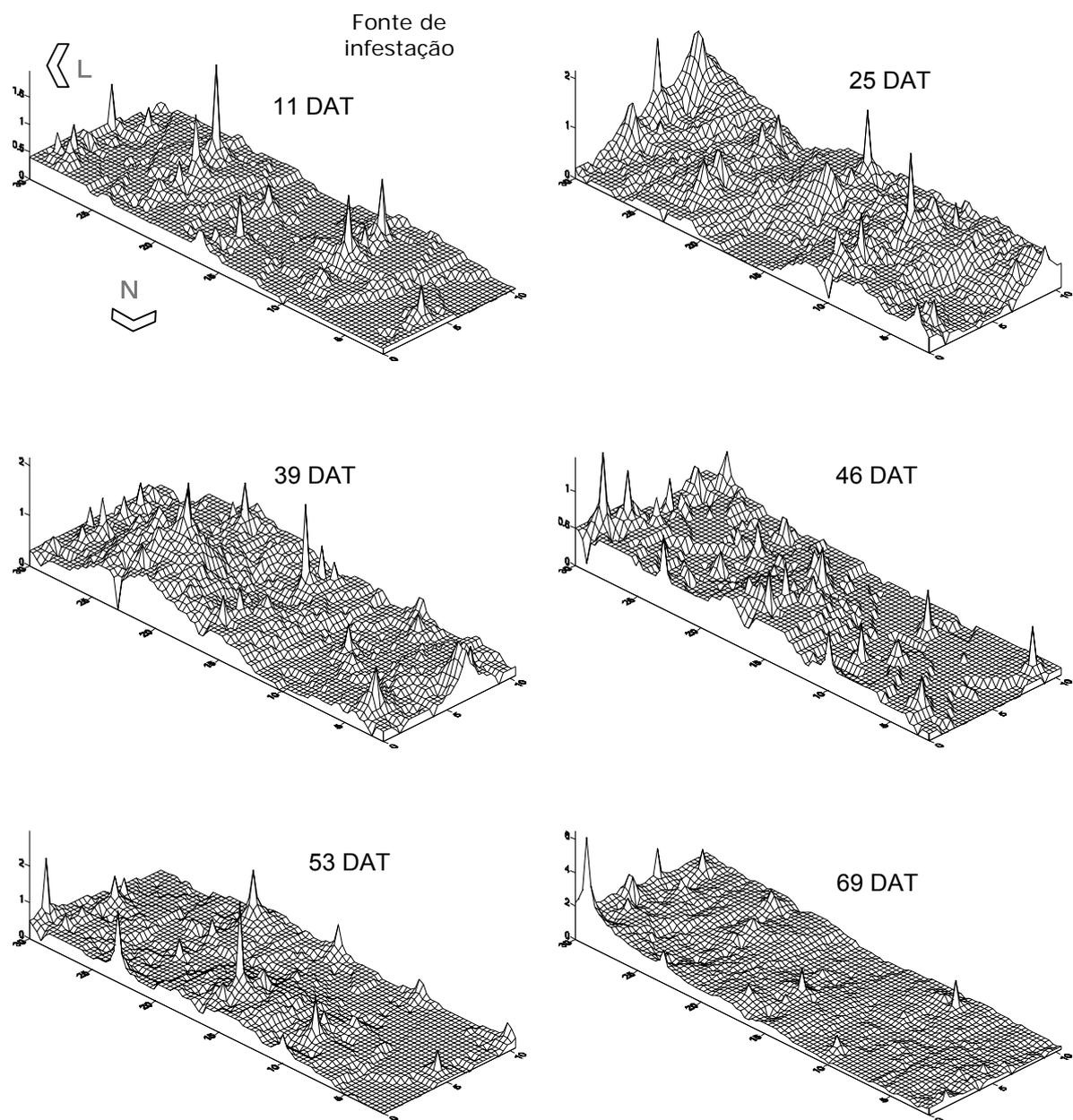
Figura 8: Continuação.

Da mesma forma, semivariogramas com alcance de 0,5 m indicam que existe dependência entre os pontos somente na distância de, no máximo 0,5 m, que, nesse caso, é o espaçamento entre as plantas. Qualquer par de pontos amostrados mais distantes do que 0,5 m (inclusive), teriam valores independentes. Desta forma, estas amostragens indicam distribuição aleatória de adultos de mosca-branca tanto no verão como no inverno.

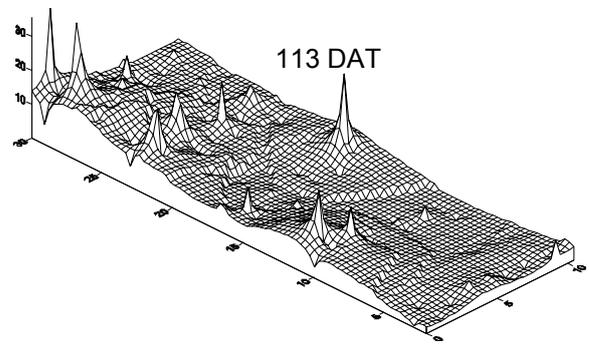
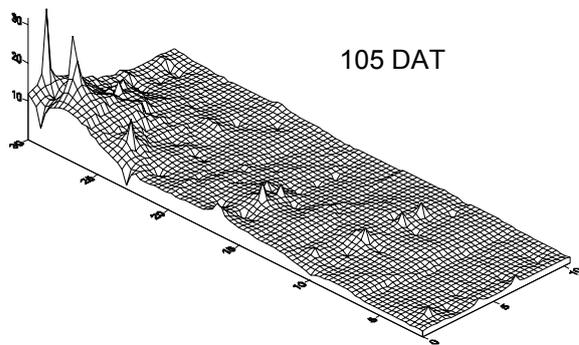
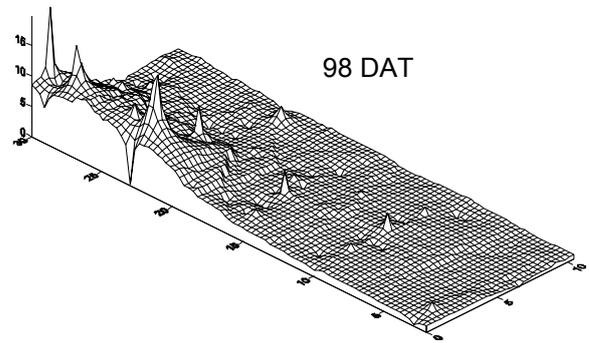
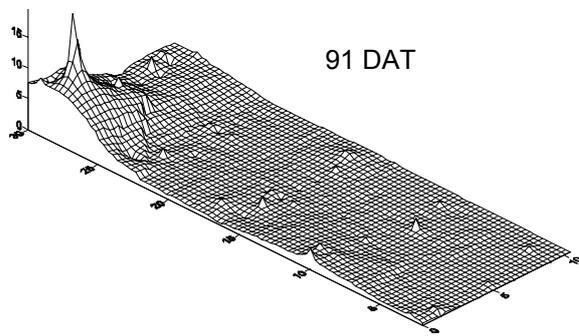
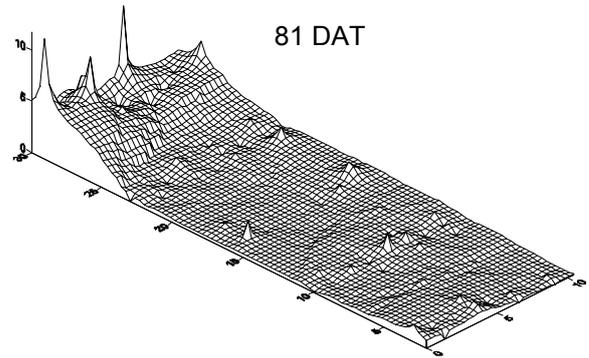
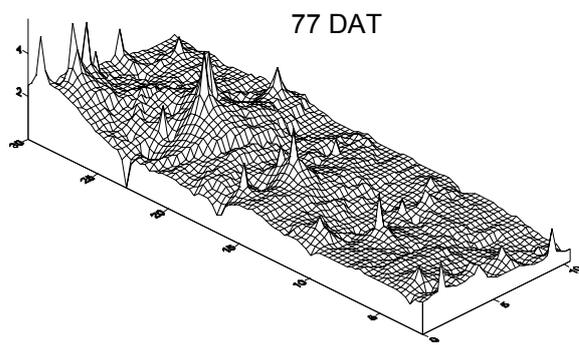
Para a cultura do brócole, as maiores densidades foram observadas ao final do ciclo (cerca de 30 insetos nas plantas mais infestadas) (Figura 9), diferente da cultura do tomate que apresentou picos populacionais 20 DAT.

Das amostragens realizadas na cultura do brócole, somente para quatro conjuntos de dados não foi possível ajustar um modelo (Figura 10). Nos outros casos, os dados se ajustaram aos modelos esférico e exponencial, no entanto apresentando alcance menor do que o espaçamento entre plantas ( $A_0 = 0,42$  m, no máximo) ou com valores muito altos (22,83 a 47,92 m) e com semivariogramas bastante dispersos. Portanto, a distribuição da mosca-branca no brócole pode ser considerada aleatória.

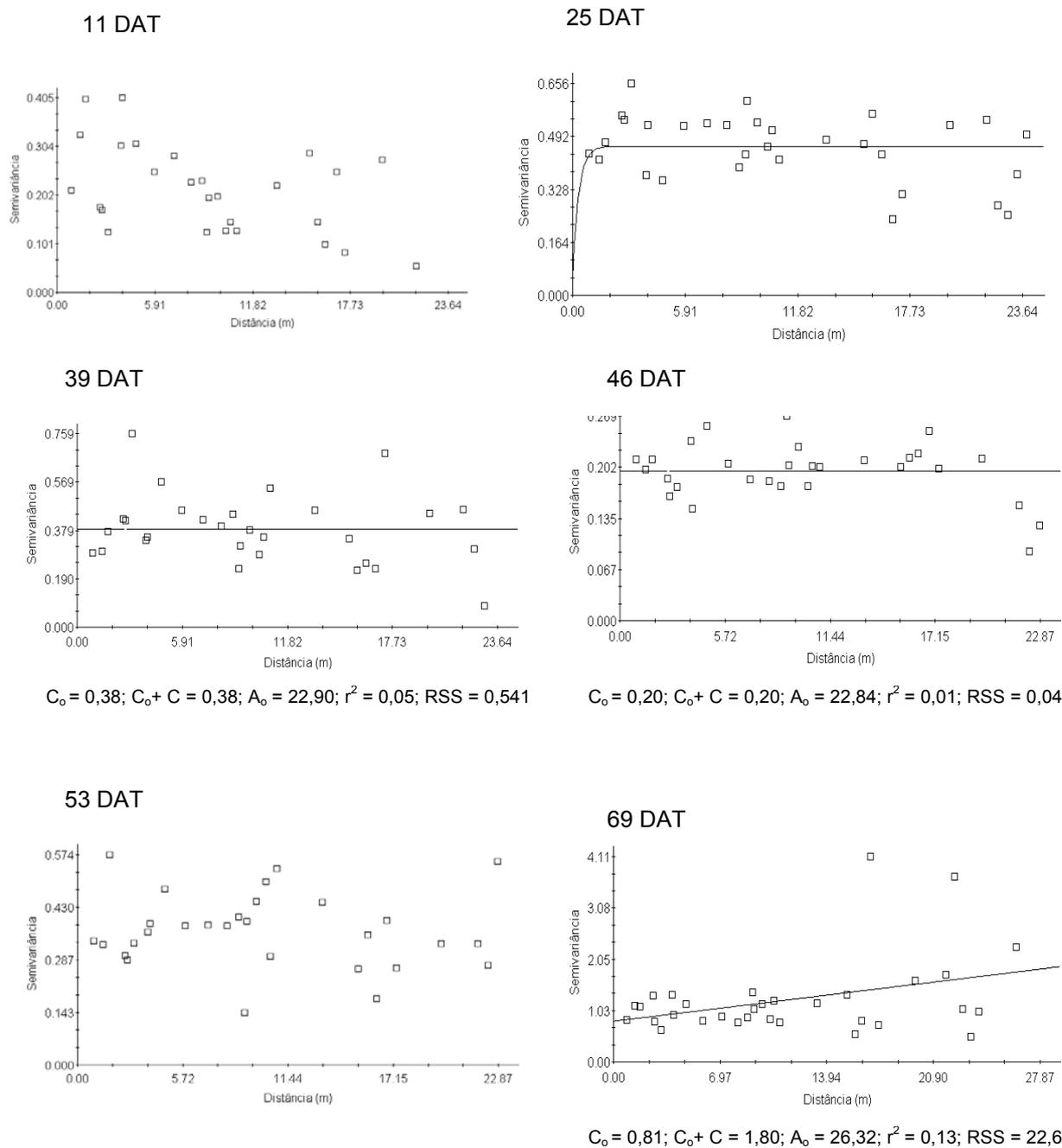
Vários trabalhos têm mostrado que populações de diferentes espécies de mosca-branca tendem a distribuir-se na área cultivada de forma agregada, em diferentes culturas (LIU et al., 1993; SÜTTERLIN & LAMOUR, 1994; TONHASCA et al., 1994; ARGOV et al., 1999). Um dos fatores que favorecem este tipo de distribuição é seu comportamento de dispersão. SÜTTERLIN & LAMOUR (1994) avaliaram a dispersão de *Trialeurodes vaporariorum* em gérbera após liberações de adultos no centro da área cultivada. Os autores observaram que, logo após a liberação, os insetos se dispersam imediatamente mas permanecem próximos ao ponto de liberação no primeiro dia (região central da área). Somente no segundo dia após a liberação estes adultos alcançam as plantas das extremidades e, no final terceiro dia, o movimento cessa. Este comportamento resultou em agregação da população até o quinto dia de avaliação. No entanto, neste trabalho autores relatam que os adultos foram liberados na região central da área e não foram feitas novas liberações, diferente das áreas em questão no presente trabalho.



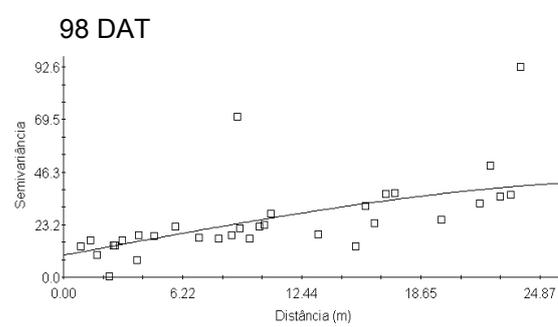
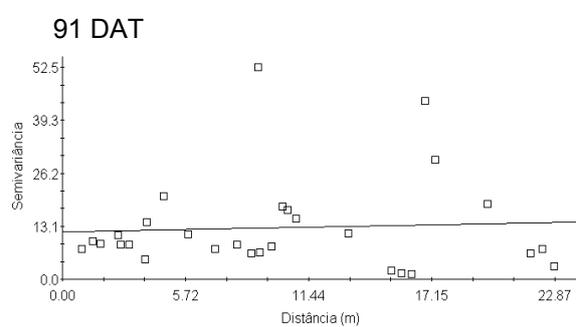
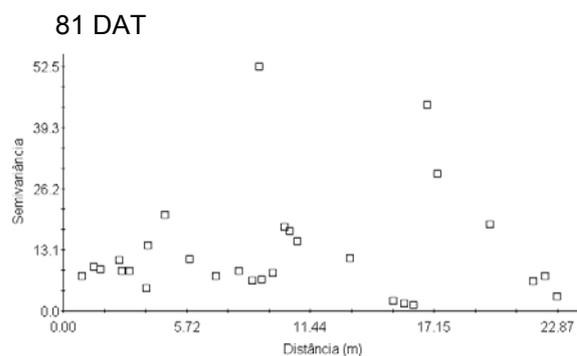
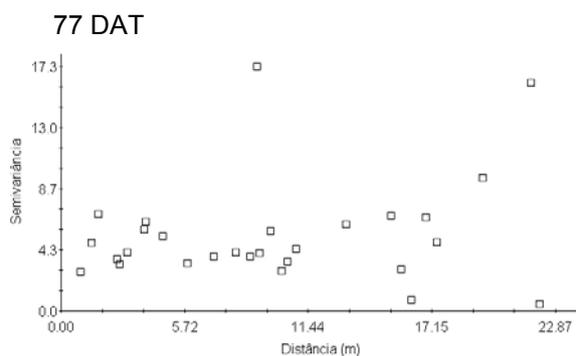
**Figura 9:** Densidade de adultos de mosca-branca *Bemisia tabaci* biótipo durante toda a safra de brócole, com lapso de tempo (dias após transplântio – DAT). Jaboticabal, SP. 2005.



**Figura 9:** Continuação.

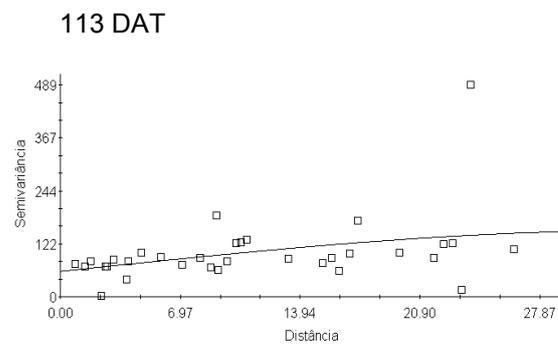
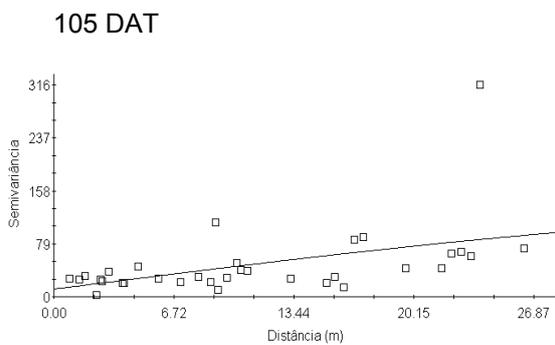


**Figura 10:** Semivariogramas para adultos de *Bemisia tabaci* biótipo B em brócolo, Jaboticabal, SP, 2005. O intervalo entre cada amostragem é dado em dias após transplante (DAT).



$C_0 = 11,74$ ;  $C_0 + C = 14,05$ ;  $A_0 = 22,83$ ;  $r^2 = 0,003$ ;  $RSS = 3091$

$C_0 = 9,7$ ;  $C_0 + C = 43,03$ ;  $A_0 = 31,72$ ;  $r^2 = 0,35$ ;  $RSS = 6574$



$C_0 = 11,5$ ;  $C_0 + C = 119,5$ ;  $A_0 = 47,94$ ;  $r^2 = 0,23$ ;  $RSS = 71924$

$C_0 = 58,9$ ;  $C_0 + C = 153,00$ ;  $A_0 = 33,82$ ;  $r^2 = 0,14$ ;  $RSS = 170688$

**Figura 10: Continuação**

No presente trabalho, tanto na cultura do brócolé como no tomate, adultos da mosca-branca chegavam na cultura vindos principalmente de uma única direção, a partir de fontes muito próximas das culturas (Figuras 2 e 3) e a qualquer momento, durante todo o ciclo. É provável que, uma vez na cultura, estes adultos se dispersaram rapidamente, portanto, não permaneceram agregados.

Foi observado por LIU et al. (1993) padrão de distribuição agregado em populações de *B. tabaci* biótipo B e *T. vaporariorum* em bico-de-papagaio. Populações destas duas espécies apresentaram distribuição agregada tanto na testemunha como em áreas onde foram aplicados diferentes inseticidas, o que pode contradizer a hipótese de MONTAGNA (2001) que considera a aplicação de inseticidas um fator que contribuiu para distribuição não agregada de *B. tabaci* em melão. Este autor também relatou padrão de distribuição aleatório para *B. tabaci* biótipo B em cultivo comercial de melão, com a diferença que as fontes de infestação estavam distribuídas uniformemente ao redor da área cultivada. Com base nestas informações, pode-se concluir que o padrão das fontes de infestação ao redor da área cultivada não é determinante para o tipo de distribuição na mesma. BREWSTER et al (1997) estudaram a dinâmica de *Bemisia argentifolii* (sinonímia de *B. tabaci* biótipo B) em diversas culturas orgânicas separadas por de cana-de-açúcar e observaram padrão de distribuição não agregada. O mesmo tipo de distribuição foi observado por PEREIRA et al. (2004) em feijão, sem a aplicação de inseticidas.

Estes dados sugerem que o tipo de distribuição espacial de populações da mosca-branca depende de diversos fatores (cultura, área cultivada, clima, diversidade de hospedeiros etc) e pode variar nas diversas situações (Tabela 1). Desta forma, cada situação deve ser avaliada quando o objetivo é desenvolver planos de amostragem, pois o tamanho da amostra é dependente da distribuição espacial. Com isto, amostras preliminares devem ser obtidas para estabelecimento do plano de amostragem.

**Tabela 1.** Tipo de distribuição espacial de várias espécies de moscas-brancas (adultos) em agroecossistemas, registrado por diversos autores.

publicação	área/ plantas (nº)	cultura	tipo de distribuição	espécie
Argov et al. (1999)	0,6 ha	citrus	aleatória	<i>D. citri</i>
Brewster et al. (1997)	não cita	berinjela tomate pimenta abóbora	aleatória	<i>B. tabaci</i> biótipo B
Generoso (2006)*	105 m <sup>2</sup> 332,8 m <sup>2</sup>	tomate brócole	aleatória	<i>B. tabaci</i> biótipo B
Liu et al. (1992)	16 plantas	poinsetia	agregada	<i>T. vaporariorum</i> <i>B. tabaci</i>
Montagna (2001)		melão	aleatória	<i>B. tabaci</i> biótipo B
Pereira et al. (2004)	1 ha	feijão	aleatória	<i>B. tabaci</i> biótipo B
Sütterlin & Lamour (1994)	50 plantas	gérbera	agregada	<i>T. vaporariorum</i>
Tonhasca et al. (1994)	4,2 ha 0,4 ha	melão melão	agregada	<i>B. tabaci</i>

\* descrito no presente trabalho.

## 4.2. Distribuição vertical da mosca-branca

### 4.2.1. Cultura do tomate

Durante o período avaliado, as plantas de tomate atingiram estágio de 25 folhas com o máximo de 16 folíolos nas folhas mais desenvolvidas (Tabela 2), localizadas na porção mediana da planta (Figura 11).

O número de adultos em toda a planta está correlacionado positivamente com o número de ninfas em toda a planta somente entre 29 e 51 dias após transplântio (DAT), com índices entre 0,14 e 0,26 (Tabela 3). Desta forma, mesmo contando-se adultos em toda a planta, a possibilidade do número de adultos representar a quantidade de ninfas na planta é baixa.

Quando as análises foram feitas considerando os dados de todas as amostragens conjuntamente, observou-se correlação positiva de ninfas de 1<sup>o</sup> e 2<sup>o</sup> instares na seção amostradas no folíolo com as ninfas de 1<sup>o</sup> e 2<sup>o</sup> instares amostradas em toda a área do folíolo (0,66;  $p \leq 0,01$ ). Correlação positiva entre a seção e o folíolo também foi observada para ninfas de 3<sup>o</sup> e 4<sup>o</sup> instares (0,51;  $p \leq 0,01$ ). De forma geral, o número de ninfas amostrado em apenas uma parte do folíolo é altamente representativo do número de ninfas em todo o folíolo, o que é confirmado quando a correlação é avaliada para cada data de amostragem (Tabela 3, Figura 12). Em todas as avaliações o número de ninfas na seção e em todo o folíolo está correlacionado positivamente, com índices variando entre 0,40 e 0,90 ( $p \leq 0,01$ ) a partir de 29 DAT (Tabela 3).

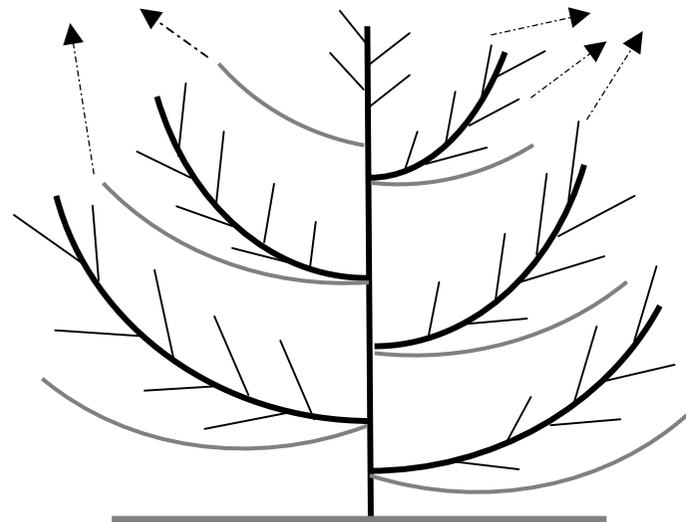
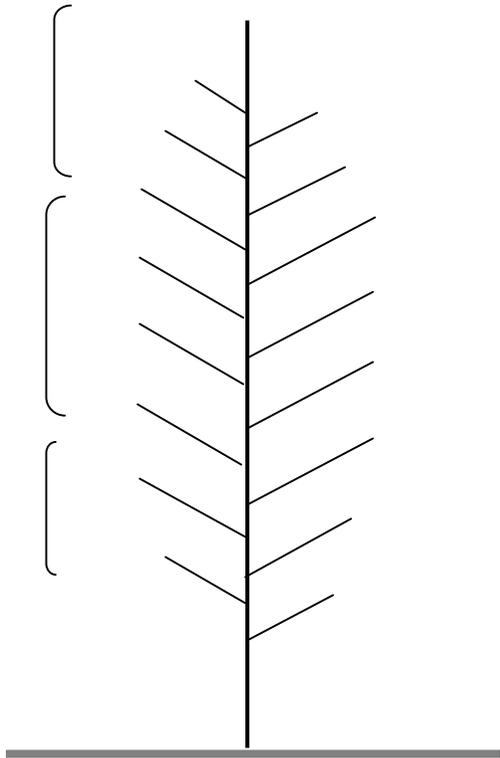
Ao se comparar o número de ninfas no folíolo e na planta, baixos índices de correlação (entre 0,11 e 0,30) foram obtidos e em apenas algumas datas de amostragem. O mesmo é observado para comparações entre o número de ninfas na seção do folíolo e na planta.

Os valores de correlação apresentados na Tabela 3 foram calculados considerando os folíolos de forma geral. Quando a posição de cada folha é considerada, foram observadas correlações entre números de insetos em partes específicas da planta.

**Tabela 2.** Número máximo de folhas na planta e folíolos em cada folha observados ao longo de desenvolvimento do tomateiro. Jaboticabal, SP, 2005.

data	DAT*	nº máximo	
		folhas	folíolos
23/jun	8	3	5
27/jun	12	4	5
30/jun	15	5	5
4/jul	19	7	5
7/jul	22	9	9
14/jul	29	11	11
18/jul	33	11	10
25/jul	40	13	12
1/ago	48	14	14
4/ago	51	15	15
11/ago	58	15	14
18/ago	65	17	15
25/ago	72	25	16

\* dias após transplântio

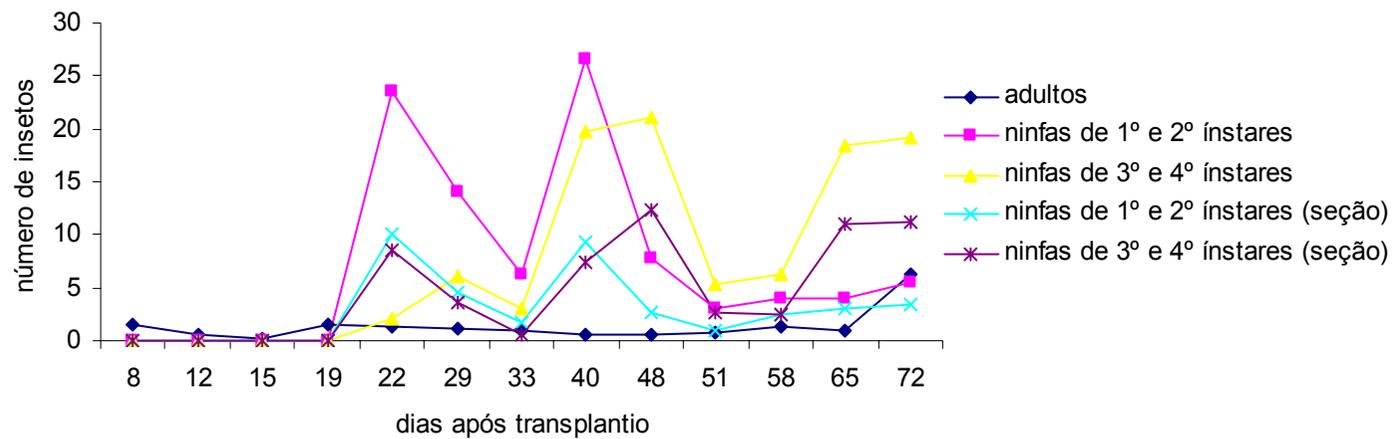


**Figura 11:** Esquema representativo da planta desenvolvida (em corte), indicando a ordem e a posição em que as folhas se desenvolvem. A. tomateiro. B. brócole, indicando que a ordem e desenvolvimento da folha na inserção é a mesma da brotação (mesma numeração). Esquema não está em escala.

**Tabela 3:** Correlação linear simples entre estádios de *Bemisia tabaci* biótipo B em diferentes tamanhos e locais de amostras na planta de tomate, para cada data de amostragem. Jaboticabal, SP. 2005.

variáveis correlacionadas		dias após transplântio <sup>2</sup>								
		22	29	33	40	48	51	58	65	72
adultos no folíolo	ninfas 1 <sup>o</sup> e 2 <sup>o</sup> ínstaes no folíolo	-0,05	-0,04	-0,02	0,01	-0,02	-0,01	-0,01	-0,01	0,10*
adultos no folíolo	ninfas 3 <sup>o</sup> e 4 <sup>o</sup> ínstaes no folíolo	-0,03	-0,04	-0,03	-0,01	0,01	-0,01	-0,02	-0,01	0,16**
ninfas 1 <sup>o</sup> e 2 <sup>o</sup> ínstaes no folíolo	ninfas 1 <sup>o</sup> e 2 <sup>o</sup> ínstaes na seção <sup>1</sup>	0,52**	0,40**	0,92**	0,82**	0,75**	0,55**	0,97**	0,92**	0,82**
ninfas 3 <sup>o</sup> e 4 <sup>o</sup> ínstaes no folíolo	ninfas 3 <sup>o</sup> e 4 <sup>o</sup> ínstaes na seção	0,19*	0,82**	0,55**	0,89**	0,86**	0,90**	0,75**	0,91**	0,88**
adultos na planta	ninfas 1 <sup>o</sup> e 2 <sup>o</sup> ínstaes na planta	-0,15	-0,07	-0,06	0,16**	0,21**	0,06	0,04	-0,03	-0,09
adultos na planta	ninfas 3 <sup>o</sup> e 4 <sup>o</sup> ínstaes na planta	-0,02	0,26**	0,06	0,14*	0,17**	0,17**	0,07	-0,03	-0,02
ninfas 1 <sup>o</sup> e 2 <sup>o</sup> ínstaes no folíolo	ninfas 1 <sup>o</sup> e 2 <sup>o</sup> ínstaes na planta	0,16	0,13	0,06	0,15**	0,30**	0,11*	0,08	0,13**	0,08
ninfas 3 <sup>o</sup> e 4 <sup>o</sup> ínstaes no folíolo	ninfas 3 <sup>o</sup> e 4 <sup>o</sup> ínstaes na planta	0,08	0,30**	0,08	0,14	0,28**	0,21**	0,10	0,06	0,02
ninfas 1 <sup>o</sup> e 2 <sup>o</sup> ínstaes na seção <sup>1</sup>	ninfas 1 <sup>o</sup> e 2 <sup>o</sup> na planta	0,22**	0,13	0,03	0,12	0,20**	0,03	0,07	0,14**	0,09*
ninfas 3 <sup>o</sup> e 4 <sup>o</sup> ínstaes na seção	ninfas 3 <sup>o</sup> e 4 <sup>o</sup> ínstaes na planta	-0,01	0,30**	0,08	0,14*	0,21**	0,18**	0,01	0,07	0

<sup>1</sup>área de 4 cm<sup>2</sup> amostrada em cada folíolo, <sup>2</sup>estão expostas somente as datas de amostragens nas quais foram observadas correlações; \*significativo a 5% de probabilidade, \*\*significativo a 1% de probabilidade.



**Figura 12.** Média (n = 4) do número de adultos e ninfas de mosca-branca em toda a folha e na seção amostrada no tomateiro. Jaboticabal, SP, 2005.



Quando todas as datas de avaliação foram consideradas de forma conjunta, observou-se que o número de ninfas de 1<sup>o</sup> e 2<sup>o</sup> ínstaes em toda a área de um folíolo bem como em uma seção do folíolo das folhas 3 a 5 apresentaram correlação positiva com o total de ninfas de 1<sup>o</sup> e 2<sup>o</sup> ínstaes em toda a planta. Correlação positiva também pode ser observada para ninfas de 3<sup>o</sup> e 4<sup>o</sup> ínstaes; no entanto, das folhas 2 a 5 (Tabela 4). Desta forma, ninfas de 3<sup>o</sup> e 4<sup>o</sup> ínstaes nos folíolos são mais representativas deste mesmo grupo em toda a planta. Além disto, são visualizadas mais facilmente e são alvo de ataque por parasitóides do gênero *Encarsia*. Amostragem de ninfas de 3<sup>o</sup> e 4<sup>o</sup> ínstaes é mais fácil e produz resultados mais confiáveis quando comparado a amostragem de ninfas de 1<sup>o</sup> e 2<sup>o</sup> ínstaes e adultos, se o objetivo for inferir número de ninfas de 3<sup>o</sup> e 4<sup>o</sup> ínstaes em toda a planta. Apesar das análises terem indicado correlação somente a partir da folha 2, este resultado pode ter sido influenciado pela ausência da folha 1 na maior parte do ciclo, pois é a primeira a tornar-se senescente e se destacar da planta. No entanto, no início do ciclo da cultura a folha 1 ainda está presente na planta e pode apresentar grande número de ninfas desenvolvidas.

Correlações significativas para as diversas variáveis são observadas apenas do folíolo 1 ao 8, apesar de algumas folhas terem até 16 folíolos (Tabela 4). Isto pode ter ocorrido porque a maioria das folhas possui cerca de 8 folíolos, considerando-se todas as datas de amostragens. Portanto, folíolos até o número 8 contribuíram com maior quantidade de amostras para a análise de correlação.

Uma vez que a contagem dos insetos começou e terminou em folíolos da base da folha (Figura 4), folíolos identificados com valores extremos são provavelmente mais próximos da base da folha. Na tabela 5 é possível observar que, nestes folíolos, é menor a frequência de correlações significativas e altas (principalmente folíolos 1 e 8 a 16). Desta forma, apesar de não ter sido determinada a melhor posição, folíolos da base da folha devem ser evitados.

Conclui-se portanto que, para inferir a quantidade de ninfas de 3<sup>o</sup> e 4<sup>o</sup> ínstaes em toda a planta é ideal a contagem de ninfas nestas fases. A contagem de adultos e ninfas de 1<sup>o</sup> e 2<sup>o</sup> ínstaes é menos representativa. Para isto, pode ser amostrada uma seção de 4 cm<sup>2</sup> em qualquer folíolo de posição 2 a 8, contados em sentido anti-horário na face abaxial da folha. Pode ser escolhida qualquer folha de posição 1 a 5, contada de baixo para cima.

**Tabela 4:** Correlação linear simples entre estádios de *Bemisia tabaci* biótipo B em cada folíolo e em toda a planta de tomate, considerando conjuntamente todas as datas de amostragem. Jaboticabal, SP. 2005.

folha <sup>1</sup>	variáveis correlacionadas		número do folíolo <sup>1</sup>							
	folíolo	planta	1	2	3	4	5	6	7	8
1	ninfas 3 <sup>o</sup> e 4 <sup>o</sup> ínstares (total) <sup>2</sup>	ninfas 3 <sup>o</sup> e 4 <sup>o</sup> ínstares	0,29*	0,15	-0,04	0,61*	-	-	-	-
	ninfas 3 <sup>o</sup> e 4 <sup>o</sup> ínstares (seção) <sup>3</sup>	ninfas 3 <sup>o</sup> e 4 <sup>o</sup> ínstares	0,22	0,08	-0,02	-	-	-	-	-
	ninfas 1 <sup>o</sup> e 2 <sup>o</sup> ínstares (total)	ninfas 1 <sup>o</sup> e 2 <sup>o</sup> ínstares	0,18	0,04	0,05	0,20	-	-	-	-
	ninfas 1 <sup>o</sup> e 2 <sup>o</sup> ínstares (total)	ninfas 1 <sup>o</sup> e 2 <sup>o</sup> ínstares	0,25	-0,03	0,06	-	-	-	-	-
	adultos (total)	adultos	-	-	0,02	-	-	-	-	-
2	ninfas 3 <sup>o</sup> e 4 <sup>o</sup> ínstares (total)	ninfas 3 <sup>o</sup> e 4 <sup>o</sup> ínstares	0,37**	0,66**	0,54**	0,66**	0,60**	-	-	-
	ninfas 3 <sup>o</sup> e 4 <sup>o</sup> ínstares (seção)	ninfas 3 <sup>o</sup> e 4 <sup>o</sup> ínstares	0,32*	0,34*	0,40**	0,78**	0,50**	-	-	-
	ninfas 1 <sup>o</sup> e 2 <sup>o</sup> ínstares (total)	ninfas 1 <sup>o</sup> e 2 <sup>o</sup> ínstares	0,02	0,31*	0,13	0,22	0,20	-	-	-
	ninfas 1 <sup>o</sup> e 2 <sup>o</sup> ínstares (seção)	ninfas 1 <sup>o</sup> e 2 <sup>o</sup> ínstares	0,01	-0,06	0,03	0,31	0,10	-	-	-
	adultos (total)	adultos	0,82**	0,33*	0,04	-	0,71**	-	-	-

**Tabela 4:** Continuação.

folha	variáveis correlacionadas		número do folíolo <sup>1</sup>							
	folíolo	planta	1	2	3	4	5	6	7	8
3	ninfas 3 <sup>o</sup> e 4 <sup>o</sup> ínstares (total)	ninfas 3 <sup>o</sup> e 4 <sup>o</sup> ínstares	0,26	0,56**	0,35	0,68**	0,68**	0,95**	0,95*	-
	ninfas 3 <sup>o</sup> e 4 <sup>o</sup> ínstares (total)	ninfas 3 <sup>o</sup> e 4 <sup>o</sup> ínstares	0,30*	0,72**	0,37	0,67**	0	0,95**	0,95*	-
	ninfas 1 <sup>o</sup> e 2 <sup>o</sup> ínstares (total)	ninfas 1 <sup>o</sup> e 2 <sup>o</sup> ínstares	0,08	0,42**	0,39**	0,39**	0,59**	0,61	0,61	-
	ninfas 1 <sup>o</sup> e 2 <sup>o</sup> ínstares (seção)	ninfas 1 <sup>o</sup> e 2 <sup>o</sup> ínstares	0,08	0,38**	0,39**	0,38*	0,07	0,61	0,61	-
	adultos (total)	adultos	0,04	-0,03	0,03	-	0,03	-	-	-
4	ninfas 3 <sup>o</sup> e 4 <sup>o</sup> ínstares (total)	ninfas 3 <sup>o</sup> e 4 <sup>o</sup> ínstares	0,13	0,43**	0,34*	0,81**	0,47**	0,63**	-	0,37
	ninfas 3 <sup>o</sup> e 4 <sup>o</sup> ínstares (seção)	ninfas 3 <sup>o</sup> e 4 <sup>o</sup> ínstares	0,08	0,39**	0,52**	0,73**	0,52**	-	-	0,37
	ninfas 1 <sup>o</sup> e 2 <sup>o</sup> ínstares (total)	ninfas 1 <sup>o</sup> e 2 <sup>o</sup> ínstares	0,02	0,43**	0,18	0,56**	0,61**	0,49*	-	0,87**
	ninfas 1 <sup>o</sup> e 2 <sup>o</sup> ínstares seção	ninfas 1 <sup>o</sup> e 2 <sup>o</sup> ínstares	-0,01	0,15	0,37*	0,57**	0,64**	-	-	0,87**
	adultos (total)	adultos	0,13	0,03	0,27	0,02	0,02	-	-	-0,24

**Tabela 4:** Continuação.

variáveis correlacionadas			número do folíolo <sup>1</sup>							
folha	folíolo	planta	1	2	3	4	5	6	7	8
5	ninfas 3 <sup>o</sup> e 4 <sup>o</sup> ínstares (total)	ninfas 3 <sup>o</sup> e 4 <sup>o</sup> ínstares	0,60**	-	0,70**	0,38*	0,18	0,65**	-	-
	ninfas 3 <sup>o</sup> e 4 <sup>o</sup> ínstares (seção)	ninfas 3 <sup>o</sup> e 4 <sup>o</sup> ínstares	0,61**	-	0,69**	0,18	-	-	-	-
	ninfas 1 <sup>o</sup> e 2 <sup>o</sup> ínstares (total)	ninfas 1 <sup>o</sup> e 2 <sup>o</sup> ínstares	0,19	-	0,55**	0,45**	0,02	0,28	-	-
	ninfas 1 <sup>o</sup> e 2 <sup>o</sup> ínstares (seção)	ninfas 1 <sup>o</sup> e 2 <sup>o</sup> ínstares	0,24	-	0,59**	0,01	-	-	-	-
	adultos (total)	adultos	0,39*	0,20	0,37*	-	-	0,07	-	-0,09
6	ninfas 3 <sup>o</sup> e 4 <sup>o</sup> ínstares (total)	ninfas 3 <sup>o</sup> e 4 <sup>o</sup> ínstares	0,18	-	0,17	-	-	-	0,65**	-
	ninfas 3 <sup>o</sup> e 4 <sup>o</sup> ínstares (seção)	ninfas 3 <sup>o</sup> e 4 <sup>o</sup> ínstares	0,18	-	0,17	-	-	-	0,65**	-
	ninfas 1 <sup>o</sup> e 2 <sup>o</sup> ínstares (total)	ninfas 1 <sup>o</sup> e 2 <sup>o</sup> ínstares	0,01	-	0	-	-	-	0,28	-
	ninfas 1 <sup>o</sup> e 2 <sup>o</sup> ínstares (total)	ninfas 1 <sup>o</sup> e 2 <sup>o</sup> ínstares	0,01	-	0	-	-	-	0,28	-
	adultos (total)	adultos	0,13	-	0,01	-	0,01	-	-	-

<sup>1</sup>estão expostos somente as folhas e os folíolos onde foi observada correlação, <sup>2</sup>contados em toda a área do folíolo, <sup>3</sup>área de 4 cm<sup>2</sup> amostrada no folíolo; \*significativo a 5% de probabilidade, \*\*significativo a 1% de probabilidade.

#### 4.2.2. Cultura do brócole

Quando as análises foram feitas considerando-se as datas de avaliação conjuntamente, foi possível observar que o número de ninfas de 1<sup>o</sup> e 2<sup>o</sup> instares nas seções estão positivamente correlacionadas com ninfas de 1<sup>o</sup> e 2<sup>o</sup> instares contadas em toda a folha de brócole, com índices variando de 0,36 a 0,66 ( $p \leq 0,01$ ). O mesmo pode ser observado para ninfas de 3<sup>o</sup> e 4<sup>o</sup> instares, com índices variando de 0,46 a 0,69 ( $p \leq 0,01$ ) (Tabela 5). Estes resultados indicam que, considerando todos os estádios ninfais, todas as seções nas diferentes posições da folha mostraram altos valores de correlação, portanto, a amostragem na folha de brócole em qualquer um dos pontos avaliados é representativa do número de ninfas em toda a folha. No entanto, estas correlações são maiores e significativas quanto maior a densidade de ninfas, principalmente a partir dos 77 dias após o transplântio (Tabela 5, Figuras 13 e 14) quando a planta está bem desenvolvida e apresenta grande quantidade de brotações e folhas (Tabela 6).

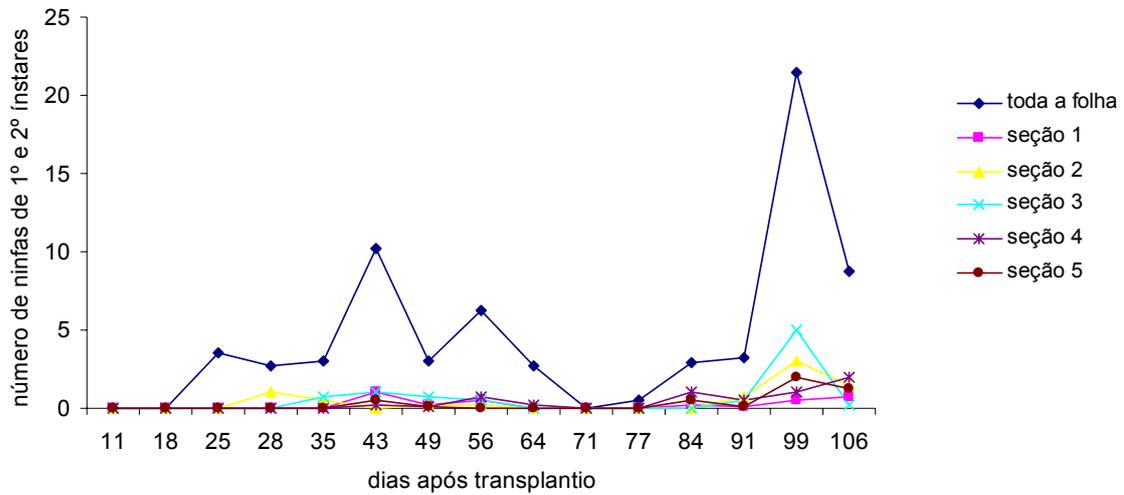
De forma geral, o número de ninfas na seção não representa o número de ninfas na planta de brócole. Para ninfas de 1<sup>o</sup> e 2<sup>o</sup> instares somente em algumas datas de amostragens foram observadas correlações entre a seção e a planta toda, com valores entre 0,16 e 0,34 ( $p \leq 0,05$ ). Para ninfas de 3<sup>o</sup> e 4<sup>o</sup> instares, os coeficientes de correlação variaram de 0,17 ( $p \leq 0,05$ ) a 0,23 ( $p \leq 0,01$ ), nas diferentes seções amostradas (Tabela 6).

Somente nas semanas em que foi observada maior densidade, ou seja, 64, 91 e 99 dias após o transplântio (Figura 14), foram detectadas correlações entre adultos em uma folha e na planta (com índices de, no máximo, 0,20;  $p \leq 0,05$ ) e entre adultos e ninfas de 3<sup>o</sup> e 4<sup>o</sup> instares na planta (0,20;  $p \leq 0,05$ ) (Tabela 6). De forma geral, o número de adultos em uma folha não está correlacionado com o número de adultos ou de ninfas de 3<sup>o</sup> e 4<sup>o</sup> instares na planta. Foram observadas correlações entre adultos na folha e na planta toda nas folhas de inserção 5 e 7 (0,44;  $p \leq 0,01$  e 0,60;  $p \leq 0,01$ ). Também foram observadas correlações entre estas mesmas variáveis nas primeiras folhas (de posição 1 a 4) das brotações 2, 4 e 7, com índices de correlação variando de 0,44 ( $p \leq 0,01$ ) a 0,78 ( $p \leq 0,01$ ) (Tabela 7).

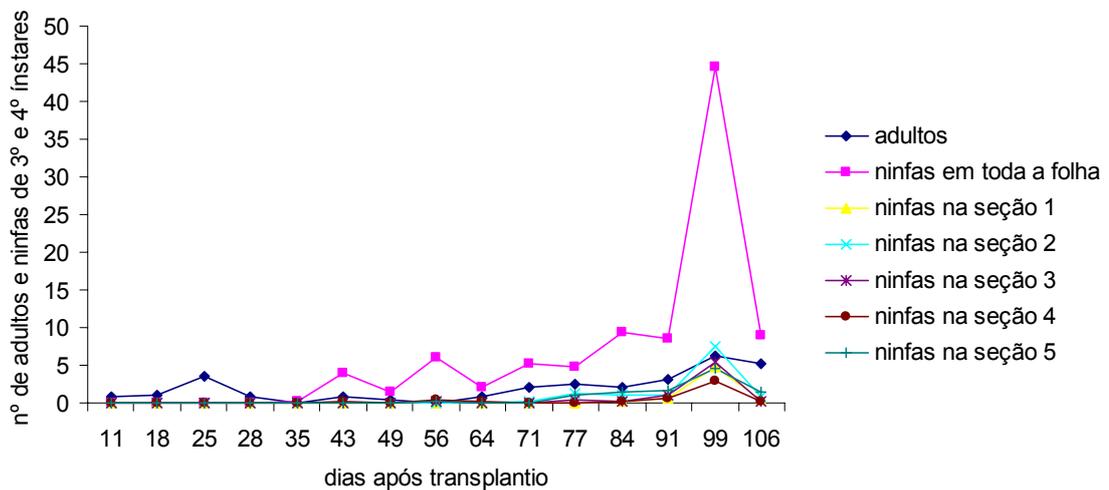
**Tabela 5:** Correlação linear simples entre estádios de *Bemisia tabaci* biótipo B em diferentes tamanhos e locais de amostras na planta de brócol, para cada data de amostragem. Jaboticabal, SP. 2005.

variáveis correlacionadas		dias após transplântio <sup>2</sup>													
		seção <sup>1</sup>	28	35	46	49	56	64	71	77	84	91	99	106	total
ninfas 1 <sup>o</sup> e 2 <sup>o</sup> ínstares (folha) <sup>3</sup>	ninfas 1 <sup>o</sup> e 2 <sup>o</sup> ínstares (seção)	1	-	-	0,87**	-	0,60**	-	-	0,83**	0,15	0,52**	0,39**	0,92**	0,55**
		2	0,6**	0,80**	-	-0,04	0,60**	-	-	0,83**	-	0,73**	0,66**	0,80**	0,66**
		3	-	0,99**	0,13	0,50**	0,60**	-	-	0,27**	0,32**	0,84**	0,66**	0,15*	0,65**
		4	-	-	0,28*	-	0,36**	0,94**	-	-	0,57**	0,36**	0,27**	0,44**	0,36**
		5	-	-	0,30*	-	-	-	-	-	0,73	0,81**	0,43**	0,49**	0,57**
ninfas 3 <sup>o</sup> e 4 <sup>o</sup> ínstares (folha)	ninfas 3 <sup>o</sup> e 4 <sup>o</sup> ínstares (seção)	1	-	-	-	-	-	-	-	0,32**	0,86**	0,35**	0,42**	0,56**	
		2	-	-	-	-	-	-	-0,01	0,81**	0,62**	0,34**	0,72**	0,28**	0,59**
		3	-	-	-	-	-0,03	-	-	0,33**	0,35**	0,49**	0,52**	0,46**	0,46**
		4	-	-	0,10	-	0,50**	0,95**	-	0,50**	0,32**	0,75**	0,90**	0,44**	0,78**
		5	-	-	-	-	0,33*	-	-	0,53**	0,63**	0,58**	0,82**	0,57**	0,69**
ninfas 1 <sup>o</sup> e 2 <sup>o</sup> ínstares (planta) <sup>4</sup>	ninfas 1 <sup>o</sup> e 2 <sup>o</sup> ínstares (seção)	1	-	-	0,34*	-	0,19	-	-	0,11	0,02	0,11	0,07	0,13	-
		2	0,24	0,27	-	-0,22	0,19	-	-	0,11	-	0,20	0,06	0,07	-
		3	-	0,37*	-0,15	-0,70	0,19	-	-	0,11	0,02	0,24	0,11	0,05	-
		4	-	-	0,24	-	0,01	0,16*	-	-	0,21	0,13	0,04	0,10	-
		5	-	-	0,34*	-	-	-	-	-	0,14	0,23**	0,33	0,16*	-
ninfas 3 <sup>o</sup> e 4 <sup>o</sup> ínstares (planta)	ninfas 3 <sup>o</sup> e 4 <sup>o</sup> ínstares (seção)	1	-	-	-	-	-	-	-	0,12	0,19*	0,02	0,15*	-	
		2	-	-	-	-	-	-	0,12	0,10	0,11	0,08*	0,08	-0,06	-
		3	-	-	-	-	-0,11	-	-	0,07	0,03	0,24**	0,01	-0,04	-
		4	-	-	-0,11	-	0,03	0,17*	-	0,11	0,12	0,23**	0,09	-0,02	-
		5	-	-	-	-	0,15	-	-	0,06	0,14	0,11	-0,01	0,12	-
adulto (folha)	adultos (planta)	-	0,35	-	0,12	0,22	-	0,20*	0,04	0,10	0,14	0,19*	0,17**	0,03	-
adulto (folha)	ninfas 3 <sup>o</sup> e 4 <sup>o</sup> ínstares (planta)	-	-	-	0,70	0,22	-	0,02	0,02	-0,01	0,09	0,20*	-0,06	0,04	-

<sup>1</sup>área de 4 cm<sup>2</sup> amostrada em cinco pontos diferentes da folha, <sup>2</sup>estão expostas somente as datas de amostragens nas quais foram observadas correlações, <sup>3</sup>em toda a área da folha, <sup>4</sup>toda a planta; \*significativo a 5% de probabilidade, \*\*significativo a 1% de probabilidade.



**Figura 13.** Média (n = 4) do número de ninfas de 1º e 2º instares de mosca-branca em toda a folha e nas seções amostradas nas plantas de brócole. Jaboticabal, SP, 2005.



**Figura 14.** Média (n = 4) do número de adultos e ninfas de 3º e 4º instares de mosca-branca em toda a folha e nas seções amostradas nas plantas de brócole. Jaboticabal, SP, 2005.

Considerando a planta toda, o fato de adultos das folhas 5 e 7 representarem a população que ocorre na planta toda pode estar relacionado com o fato de que plantas na fase de 7 a 8 folhas (de 18 a 28 dias após transplântio) tiveram maior densidade de adultos do que nas datas seguintes (Tabela 5, Figura 14). Altas infestações nesta fase podem ter influenciado o resultado, mostrando maior representatividade dos adultos em folhas mais desenvolvidas e não nas folhas mais jovens. No entanto, o número de adultos nas folhas mais desenvolvidas (de 1 a 4) na brotação também apresentaram correlação com adultos na planta toda e o mesmo não foi observado para folhas mais jovens. Neste caso, as brotações se desenvolveram (até 6 folhas) em período de baixa infestação (Tabela 5). Estes dados sugerem que, no caso do brócole, os adultos podem estar localizados nas folhas mais desenvolvidas da planta e não necessariamente nas folhas mais jovens.

**Tabela 6.** Número máximo de folhas e de brotações ao longo de desenvolvimento de plantas de brócole. Jaboticabal, SP, 2005.

data	DAT*	nº máximo de folhas		nº máximo de brotações
		na brotação	na inserção	
21/jun	11	-	4	-
28/jun	18	-	7	-
5/jul	25	-	9	-
12/jul	28	-	8	-
19/jul	35	-	13	-
27/jul	43	-	15	-
2/ago	49	-	17	-
9/ago	56	6	16	10
17/ago	64	13	10	11
24/ago	71	13	13	13
30/ago	77	12	7	12
6/set	84	12	9	11
13/set	91	12	8	12
21/set	99	13	11	6
28/set	106	13	8	8

\* dias após transplântio



**Tabela 7:** Continuação.

broto <sup>2</sup>	variáveis correlacionadas		seção <sup>1</sup>	posição da folha na brotação <sup>2</sup>								
				inserção <sup>3</sup>	1	2	3	4	5	6	7	8
2 (cont.)			1	-	0,61**	0,58*	0,71**	0,67**	0,99**	0,99**	-	-
	ninfas 3 <sup>o</sup> e 4 <sup>o</sup> ínstares (planta)	ninfas 3 <sup>o</sup> e 4 <sup>o</sup> ínstares (seção)	2	-	-0,14	-	0,65**	0,67*	0,99**	0,99**	-	-
			3	-	0,35	0,48*	0,53*	0,78**	0,59**	0,75**	-	-
			4	-	0,79**	0,43	0,60*	0,67*	-	-	-	-
			5	-	-0,09	0,47	0,66**	0,67*	-	-	-	-
3	adultos (folha)	adultos (planta)	-	0,07	0,07	0	-	-	-	-	-	-
	ninfas 1 <sup>o</sup> e 2 <sup>o</sup> ínstares (folha)	ninfas 1 <sup>o</sup> e 2 <sup>o</sup> ínstares (planta)	-	0,21	0,58**	0,57**	0,57**	-	-	-	-	-
			-	0,28	0,64**	0,76**	0,71**	-	-	-	-	-
	ninfas 1 <sup>o</sup> e 2 <sup>o</sup> ínstares (planta)	ninfas 1 <sup>o</sup> e 2 <sup>o</sup> ínstares (seção)	1	0,28	-0,09	-	-	-	-	-	-	-
			2	0,03	0,60**	-	-	-	-	-	-	-
			3	0,04	-	0,61**	0,47**	-	-	-	-	-
			4	0,02	0,58**	-	-	-	-	-	-	-
			5	-	0,58**	0,70**	-	-	-	-	-	-
	ninfas 3 <sup>o</sup> e 4 <sup>o</sup> ínstares (planta)	ninfas 3 <sup>o</sup> e 4 <sup>o</sup> ínstares (seção)	1	0,12	-	-	-	-	-	-	-	-
			2	0,96**	0,47*	-	-	-	-	-	-	-
3			0,10	0,47*	0,48*	0,47*	-	-	-	-	-	
4			0,10	0,64**	-	-	-	-	-	-	-	
5			0,10	0,60**	0,22	-	-	-	-	-	-	
4	adultos (folha)	adultos (planta)	-	0,58**	0,76**	0,52**	0,26	-0,17	0,40	-	-	-
	ninfas 1 <sup>o</sup> e 2 <sup>o</sup> ínstares (folha)	ninfas 1 <sup>o</sup> e 2 <sup>o</sup> ínstares (planta)	-	0,67**	-0,04	0,22	0,52**	-0,06	-	-	-	-
	ninfas 3 <sup>o</sup> e 4 <sup>o</sup> ínstares (folha)	ninfas 3 <sup>o</sup> e 4 <sup>o</sup> ínstares (planta)	-	0,52**	0,07	0,13	0,12	0,11	-	-	-	-

**Tabela 7:** Continuação.

broto <sup>2</sup>	variáveis correlacionadas		seção <sup>1</sup>	posição da folha na brotação <sup>2</sup>									
				inserção <sup>3</sup>	1	2	3	4	5	6	7	8	
4			1	0,59**	-	-	-	-	-	-	-	-	-
(cont.)	ninfas 1 <sup>o</sup> e 2 <sup>o</sup> ínstares (planta)	ninfas 1 <sup>o</sup> e 2 <sup>o</sup> ínstares (seção)	2	0,17	-0,04	-0,04	0,60**	-	-	-	-	-	-
3			0,10	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
4			0,21	0,04	-0,04	-	-0,06	-	-	-	-	-	
5			-0,01	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
1			-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
	ninfas 3 <sup>o</sup> e 4 <sup>o</sup> ínstares (planta)	ninfas 3 <sup>o</sup> e 4 <sup>o</sup> ínstares (seção)	2	0,48**	0,09	0,13	0,13	-	-	-	-	-	
3			0,58**	-	-	0,02	0,11	-	-	-	-		
4			0	0,13	0,13	0,13	0,11	-	-	-	-		
5			0,21	0,07	-	0,13	-	-	-	-	-		
1			-	-	-	-	-	-	-	-	-		
5	adultos (folha)	adultos (planta)	-	0,44**	0,23	-	-0,05	-	-	-	-	-	
			ninfas 1 <sup>o</sup> e 2 <sup>o</sup> ínstares (folha)	ninfas 1 <sup>o</sup> e 2 <sup>o</sup> ínstares (planta)	-	0,11	0,03	0,37	0,03	0,34	0,40	-	-
	ninfas 3 <sup>o</sup> e 4 <sup>o</sup> ínstares (folha)	ninfas 3 <sup>o</sup> e 4 <sup>o</sup> ínstares (planta)	-	0,16	0,10	0,20	0,12	0,13	-	-	-	-	
	ninfas 1 <sup>o</sup> e 2 <sup>o</sup> ínstares (planta)	ninfas 1 <sup>o</sup> e 2 <sup>o</sup> ínstares (seção)	1	0,05	-0,07	0,37	-	0,19	0,40	-	-	-	
2			-0,06	-0,06	-	0,37	0,34	-	-	-	-		
3			0,02	-0,04	-	-	-0,11	-	-	-	-		
4			0,05	-0,08	0,37	-	0,16	-	-	-	-		
5			0,09	0,15	-	0,37	0,16	-	-	-	-		
	ninfas 3 <sup>o</sup> e 4 <sup>o</sup> ínstares (planta)	ninfas 3 <sup>o</sup> e 4 <sup>o</sup> ínstares (seção)	1	0,38**	-0,04	-	0,11	0,10	-	-	-		
2			0,07	0,11	-0,05	-	0,07	-	-	-			
3			0,09	0,07	0,13	0,12	-	-	-	-			
4			0,03	0	0,13	0,11	0,07	-	-	-			
5			0,11	-0,11	0,15	-	-	-	-	-			

**Tabela 7:** Continuação.

broto <sup>2</sup>	variáveis correlacionadas		seção <sup>1</sup>	posição da folha na brotação <sup>2</sup>								
				inserção <sup>3</sup>	1	2	3	4	5	6	7	8
6	adultos (folha)	adultos (planta)	-	0,22	0,58	0,78**	0,42	0,77**	-	-	-	-
	ninfas 1 <sup>o</sup> e 2 <sup>o</sup>	ninfas 1 <sup>o</sup> e 2 <sup>o</sup>	-	-0,03	0,29	0,37	0,55*	0,48	0,48	0,45	-	-
	ínstares (folha)	ínstares (planta)	-									
	ninfas 3 <sup>o</sup> e 4 <sup>o</sup>	ninfas 3 <sup>o</sup> e 4 <sup>o</sup>	-	0,26	0,80*	0,48	0,55	0,54*	0,53	0,51	-	-
	ínstares (folha)	ínstares (planta)	-									
			1	-	0,37	0,38	-	-0,08	-	-	-	-
			2	-0,02	0,06	-0,06	0,50*	-	0,48	0,45	-	-
	ninfas 1 <sup>o</sup> e 2 <sup>o</sup>	ninfas 1 <sup>o</sup> e 2 <sup>o</sup>	3	0	-	-	0,55*	-	0,48	-	-	-
	ínstares (planta)	ínstares (seção)	4	-	-0,06	0,38	-	0,49	-	-	-	-
			5	-	0,20	0,38	-	0,49	-	-	-	-
			1	0,19	-	0,04	0,19	0,54*	-	-	-	-
			2	0,47**	0,46*	0,44*	-	0,54*	-	-	-	-
	ninfas 3 <sup>o</sup> e 4 <sup>o</sup>	ninfas 3 <sup>o</sup> e 4 <sup>o</sup>	3	-0,01	-0,1	0,40	-	-	0,53	-	-	-
	ínstares (planta)	ínstares (seção)	4	-	0,27	0,42*	-	-	-	-	-	-
			5	0	-	0,44*	0,56**	0,54*	-	-	-	-
7	adultos (folha)	adultos (planta)	-	0,60**	0,19	0,77**	-	0,35	-	-	-	-
	ninfas 1 <sup>o</sup> e 2 <sup>o</sup>	ninfas 1 <sup>o</sup> e 2 <sup>o</sup>	-		0,50*							
	ínstares (folha)	ínstares (planta)	-	0,31*		0,45*	0,68**	-	-	0,66	0,52	-
	ninfas 3 <sup>o</sup> e 4 <sup>o</sup>	ninfas 3 <sup>o</sup> e 4 <sup>o</sup>	-		0,55*							
	ínstares (folha)	ínstares (planta)	-	0,48**		0,55*	-	0,90**	0,90**	0,89**	0,88	0,88
			1	-	-	-	-	-	-	-	-	-
			2	0	-	-	-	-	-	-	0,51	-
	ninfas 1 <sup>o</sup> e 2 <sup>o</sup>	ninfas 1 <sup>o</sup> e 2 <sup>o</sup>	3	0,44*	-	-	-	-	0,67**	-	-	-
	ínstares (planta)	ínstares (seção)	4	0	-	-	-	-	-	0,65	-	-
			5	-	0,50*	-	-	-	0,67*	-	-	-

**Tabela 7:** Continuação.

broto <sup>2</sup>	variáveis correlacionadas		seção <sup>1</sup>	posição da folha na brotação <sup>2</sup>								
				inserção <sup>3</sup>	1	2	3	4	5	6	7	8
7 (cont.)			1	-	0,56*	0,55*	-	-	0,90**	0,89**	-	-
	ninfas 3 <sup>o</sup> e 4 <sup>o</sup> ínstares (planta)	ninfas 3 <sup>o</sup> e 4 <sup>o</sup> ínstares (seção)	2	0,47*	-	0,55*	-	-	-	-	0,88	-
			3	-	0,56*	0,55*	-	-	0,90**	0,89**	0,88	0,88
				4	0,50**	0,56*	-	-	0,90**	0,90**	-	0,88
				5	0,50**	0,56*	0,50*	-	-	0,90**	-	0,88
8	adultos (folha)	adultos (planta)	-	0,41	-	-	-	0,33	0,69	-	-	-
	ninfas 1 <sup>o</sup> e 2 <sup>o</sup> ínstares (folha)	ninfas 1 <sup>o</sup> e 2 <sup>o</sup> ínstares (planta)	-	0,46**	0,48	0,47	-	0,42	-	-	-	-
			-	0,26	0,17	0,16	0,08	0,05	-	-	-	-
	ninfas 1 <sup>o</sup> e 2 <sup>o</sup> ínstares (planta)	ninfas 1 <sup>o</sup> e 2 <sup>o</sup> ínstares (seção)	1	0,46**	-	0,47	-	0,05	-	-	-	-
			2	-	-	-	-	-	-	-	-	-
			3	-	-	-	-	0,05	-	-	-	-
			4	-	-	-	-	-	-	-	-	-
			5	0,46**	-	0,47	-	0,05	-	-	-	-
	ninfas 3 <sup>o</sup> e 4 <sup>o</sup> ínstares (planta)	ninfas 3 <sup>o</sup> e 4 <sup>o</sup> ínstares (seção)	1	-	-	-	-	-	-	-	-	-
			2	-	-	-	-	-	-	-	-	-
3			-	-	-	-	-	-	-	-	-	
4			-	-	-	-	-	-	-	-	-	
5			-	-	0,16	-	-	-	-	-	-	

<sup>1</sup>área de 4 cm<sup>2</sup> amostrada no folíolo, <sup>2</sup>estão expostos somente as brotações e as folhas onde foi observada correlação, <sup>3</sup>folha localizada na inserção de cada brotação; \*significativo a 5% de probabilidade, \*\*significativo a 1% de probabilidade.

Diferente da planta de tomate, que possui crescimento vertical acentuado, plantas de brócole possuem o crescimento orientado horizontalmente, em formato de roseta. Desta forma, folhas desenvolvidas, mais velhas e folhas jovens estão distribuídas ao acaso, todas praticamente na mesma altura (mesmo plano) na planta (Figura 11). As folhas e brotações com inserção no meio e no ápice da planta se projetam para a parte central da mesma, enquanto folhas com inserção no terço inferior ocupam a parte externa da planta. As folhas mais velhas na brotação são mais jovens do que qualquer folha da inserção. Portanto, depois de emergir e ao procurarem folhas mais novas para ovipositar, os adultos podem encontrá-las nas brotações adjacentes, e não necessariamente nas folhas mais jovens da brotação e nem nas folhas mais jovens da inserção. Em gérbera, uma planta com arquitetura semelhante a do brócole, foi observado que, depois de emergirem, os adultos migram para uma posição mais central da planta (chamada de centro da hélice) com tendência a permanecer nas partes mais altas da planta, de forma a encontrar folhas mais jovens (SÜTTERLIN et al., 1991).

O número de ninfas de 1<sup>o</sup> e 2<sup>o</sup> instares nas folhas mais desenvolvidas das brotações 2 e 3 (excluindo a folha da inserção) é o mais representativo do número de ninfas de 1<sup>o</sup> e 2<sup>o</sup> instares em toda a planta, com índices variando de 0,50 ( $p \leq 0,05$ ) a 0,99 ( $p \leq 0,01$ ). Nas folhas da inserção 4, 7 e 8 houve correlação entre o número de ninfas na folha e na planta toda, com índices variando de 0,31 ( $p \leq 0,05$ ) a 0,67 ( $p \leq 0,01$ ) (Tabela 7). Portanto, ninfas de 1<sup>o</sup> e 2<sup>o</sup> instares podem ser mais facilmente observadas nas folhas mais desenvolvidas da brotação.

O número de ninfas de 3<sup>o</sup> e 4<sup>o</sup> instares nas folhas de inserção 1, 4 e 7 e o número de ninfas de 3<sup>o</sup> e 4<sup>o</sup> instares em toda a planta apresentaram altos valores de correlação (de 0,48;  $p \leq 0,01$  a 0,90;  $p \leq 0,01$ ). Quando estas mesmas variáveis são comparadas considerando-se as folhas da brotação, são observados índices de correlação variando de 0,54 ( $p \leq 0,05$ ) a 0,93 ( $p \leq 0,01$ ), principalmente nas folhas 1 a 6 das brotações 2, 3, 6 e 7. Uma vez que as folhas da inserção são maiores e mais fáceis de serem manipuladas, estas são as mais indicadas para amostragens para ninfas de 3<sup>o</sup> e 4<sup>o</sup> instares, principalmente no início do ciclo da cultura. Depois dos 71 dias após o transplante, o número máximo de folhas na inserção diminui (Tabela 6) porque estas folhas tornam-se e caem da planta. Quando não existe esta folha, a melhor folha para se amostrar é a primeira da brotação.

Considerando todos os estádios ninfais, a comparação entre o número de ninfas nas diferentes seções e o número de ninfas na planta toda apresentou variáveis valores de correlação positiva significativa. Mas em diversas posições e em diversas folhas não foi observada correlação. A folha da inserção 2 e as folhas da brotação 2 (principalmente de 1 a 6) apresentaram maior número de correlações, com valores variando de 0,6 ( $p \leq 0,05$ ) a 0,98 ( $p \leq 0,01$ ) para ninfas de 1<sup>o</sup> e 2<sup>o</sup> ínstaes e de 0,48 ( $p \leq 0,05$ ) a 0,99 ( $p \leq 0,01$ ) para ninfas de 3<sup>o</sup> e 4<sup>o</sup> ínstaes (Tabela 7).

A amostragem de adultos pode ser feita na parte mais central da planta, onde estão projetadas as folhas da inserção 5 a 7, bem como as brotações destas mesmas posições.

Como em plantas de tomate, o número de ninfas de 3<sup>o</sup> e 4<sup>o</sup> ínstaes em plantas de brócole não pode ser inferido a partir do número de adultos, mas sim de contagens de ninfas nos mesmos estádios. Apesar da amostragem na seção representar o número de ninfas na folha, estas amostragens não são bons indicadores do número de ninfas na planta toda. Para isto é preciso que sejam feitas contagens em toda a folha da inserção 1. Quando esta não estiver presente, a amostragem pode ser feita nas primeiras folhas da brotação 1 (até a folha 6).

### **4.3. Comportamento de forrageamento do parasitóide**

#### **4.3.1. Atividade de busca**

A densidade e os tipos de tricomas das três espécies/cultivares em questão são descritos em FERNANDES (2004). Este estudo mostrou que o melão apresentou maior densidade (90 tricomas/mm<sup>2</sup>) e comprimento médio de 274  $\mu$ m, quando comparado ao tomate (19,4 tricomas/mm<sup>2</sup> com 48  $\mu$ m de comprimento, em média) e soja (15,4 tricomas/mm<sup>2</sup> com 97,83  $\mu$ m).

Observou-se que, enquanto caminha na folha, a fêmea de *E. formosa* pode examinar a superfície com as antenas (tamborilamento). No entanto, em alguns momentos o parasitóide caminha sem tamborilar. Nas três espécies vegetais estudadas, não houve diferença na atividade de caminhamento, apesar da diferença na pilosidade (Tabela 8). De forma geral, o parasitóide passa pouco mais da metade do tempo em atividade de caminhamento. Para as três plantas hospedeiras, a

pilosidade parece não influenciar a atividade de caminhamento, o que foi constatado também em outros trabalhos. SÜTTERLIN & LENTEREN (1997) estudaram a atividade de caminhamento de *E. formosa* (em folhas sem mosca-branca) em oito cultivares de *G. jamsonii* com características bastante variáveis de tamanho e densidade de tricomas. Apesar destas variações, a atividade de caminhamento foi semelhante para seis cultivares (entre 70 e 80%). Apenas em dois cultivares os parasitóides apresentaram menor atividade (entre 50 e 60%), com valores próximos aos encontrados no presente trabalho (Tabela 8). No entanto, é importante notar que o cultivar no qual o inseto apresentou menor atividade de caminhamento tinha densidade de 1041 tricomas/mm<sup>2</sup> e com organização bastante complexa (tricomas retorcidos e emaranhados) (SÜTTERLIN & LENTEREN, 1997), muito diferente dos hospedeiros aqui estudados, que apresentaram tricomas simples (FERNANDES, 2004). ROERMUND & LENTEREN (1995) relataram que a atividade de caminhamento de *E. formosa* foi a mesma em folhas de tomate infestadas e não infestadas com mosca-branca, em temperaturas variando de 20 a 25°C. Estes autores ressaltam que, em folhas infestadas com mosca-branca, as fêmeas de *E. formosa* podem permanecer por mais tempo, no entanto, a proporção de tempo em atividade de busca nestes casos é a mesma. Ainda, o encontro com hospedeiros na folha não aumenta a porcentagem de tempo em atividade de caminhamento, apesar de ter efeito deterrente (ROERMUND & LENTEREN, 1995; ROMEIS & ZEBITS, 1997). Somente a maturação dos ovos tem sido descrito como fator que influencia a atividade de caminhamento. A partir do quarto ovo depositado por fêmeas de *E. formosa* a proporção do tempo em atividade de caminhamento decresce (ROERMUND & LENTEREN, 1995).

**Tabela 8:** Tempo médio relativo e número de vôos de *E. formosa* (Hymenoptera: Aphelinidae) durante forrageamento em diferentes plantas hospedeiras (n = 10).

Planta hospedeira	atividade de busca			outras <sup>2</sup> (%)
	caminhamento (%)	reconhecimento (%)	vôos (n <sup>o</sup> )	
tomate	50,66±7,93a	44,24±8,02a	2,30±1,15a	1,38±0,84b
melão	72,81±4,71a	20,92±4,54b	2,20±1,10a	4,10±1,41ab
soja	58,55±8,48a	20,70±6,07b	2,50±0,97a	8,50±8,05a
CV(%)	28,43	44,57	21,12	19,33

<sup>1</sup>Valores médios (± EPM) originais. A análise estatística foi realizada utilizando dados transformados em  $\arcsin\sqrt{\% / 100}$ , <sup>2</sup>Valores seguidos pela mesma letra na coluna não diferem estatisticamente entre si pelo teste de Tukey ( $p \leq 0,05$ ), <sup>2</sup>permanecia estático ou com vibrações das antenas ou ainda, limpando-se.

Existem, portanto, fortes evidências de que a atividade de caminhar independente de características da planta, mas unicamente de características da fêmea de *E. formosa*. Desta forma, este parâmetro pode não ser adequado para avaliação de diferentes espécies/cultivares quanto a pilosidade e a capacidade de busca de *E. formosa*.

Apesar da ausência do hospedeiro, em vários pontos da folha o parasitóide parou e passou a examinar o local cuidadosamente, com comportamento muito semelhante ao que teria na presença do hospedeiro (descrito anteriormente como reconhecimento). Provavelmente algum estímulo presente na folha levou o parasitóide a ter comportamento semelhante. Assim, a fêmea tamborila, examina com as pernas e com o aparelho bucal, gira o corpo sobre o ponto e chega a examinar com o ovipositor. Em alguns pontos onde o parasitóide tinha este comportamento era possível observar algumas gotas (provavelmente água ou exsudato da planta), alguns grãos que poderiam ser de poeira ou pólen, ou ainda manchas na folha assemelhando-se a uma minúscula área atacada por algum fitopatógeno. No entanto, em alguns pontos onde o parasitóide examinava, nada era observado além das estruturas da folha.

O tempo de reconhecimento em folhas de melão e soja foi semelhante entre si. Somente em folhas de tomate o inseto passou mais tempo em atividade de reconhecimento (Tabela 8). Alguns autores defendem a hipótese de que *E. formosa* encontra o hospedeiro ao acaso (ver, por exemplo revisão feita por HODDLE et al., 1998), no entanto, contrastando com outros trabalhos que relatam a possibilidade do inseto ser guiado por sinais químicos emitidos pela mosca-branca (VIANEN & VEIRE, 1988; GUERRIERI, 1996; ROMEIS & ZEBITS, 1997). A camada de cera da superfície das folhas pode reter feromônios e liberá-los aos poucos (COLWELL et al. 1978). Além disto, a secreção açucarada (“honeydew”) proveniente da mosca-branca ou de outros insetos pode estar presente na superfície da folha e funcionar como cairomônio (atraentes) ou deterrentes (VIANEN & VEIRE, 1988). Segundo estes autores, existem evidências de que o parasitóide não distingue o “honeydew” de diferentes origens e concentrações. Além disto, este composto pode ser percebido pelo inseto até 14 dias após o depósito na folha (VIANEN & VEIRE, 1988; ROMEIS & ZEBITS, 1997).

Uma vez que o parasitóide passa a ter o comportamento de avaliação somente na presença de alguns estímulos, é provável que nas plantas de tomate estes

estímulos estejam presentes em maior quantidade, o que fez com que, nesta planta, o parasitóide ficasse por mais tempo em atividade de reconhecimento (tamborilando e examinando) (Tabela 8).

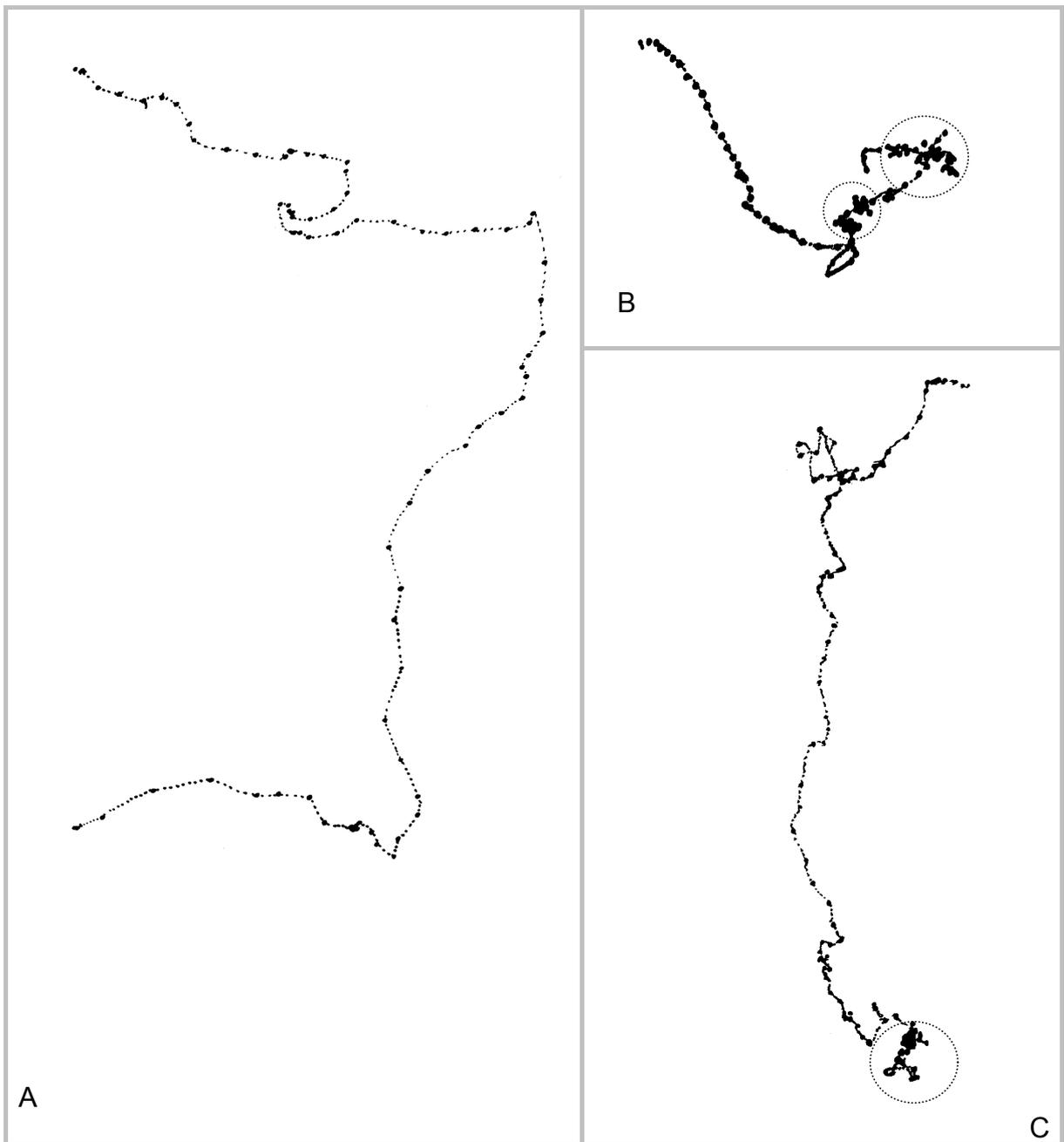
O número de vôos rápidos foi semelhante para as três plantas hospedeiras (Tabela 8). Estes vôos rápidos ocorrem conforme o tempo que o parasitóide permaneceu na folha e as condições do hospedeiro (densidade, presença de ninfas parasitadas etc.) (ROERMUND & LENTEREN, 1995). A frequência de vôos semelhante para as três plantas hospedeiras pode ter ocorrido devido a ausência de mosca-branca e ao fato que nos três espécies vegetais o inseto permaneceu o mesmo tempo nas folhas.

Em alguns momentos, nenhuma atividade de busca era observada. Este comportamento ocorreu em uma pequena parte do tempo sobre as folhas e existe diferença significativa apenas entre a soja e o tomate (Tabela 8). Em alguns momentos o parasitóide pode permanecer parado em algum local da folha, totalmente imóvel ou apenas vibrando as antenas. O parasitóide pode, ainda, permanecer alisando-se ou limpando-se quando não está em atividade de busca, o que também foi observado por LOVINGER (2000).

#### **4.3.2. Velocidade de caminhamento**

A partir das trilhas registradas foi possível calcular a velocidade em que o parasitóide caminhou livremente na folha, sem pequenas paradas para examinar certos pontos, ou seja, a velocidade de caminhamento propriamente dita.

No entanto, durante o caminhamento foi observado que o parasitóide diminuía a velocidade consideravelmente e passava a examinar certos trechos com mais cuidado, andando para frente e para trás, tamborilando e girando o corpo. Nestes trechos, a trilha do caminhamento registrada é emaranhada pois o parasitóide passava vários segundos examinando uma pequena área, sem, no entanto, parar de caminhar. Em um registro do caminhamento feito em melão, por exemplo (Figura 15), a fêmea de *E. formosa* levou dois minutos para percorrer toda a trilha. No entanto, um minuto foi gasto em um pequeno trecho (circulado na figura) e um minuto no restante da trilha, um trecho relativamente grande (Figura 15).



**Figura 15.** Exemplos de trilhas percorridas por fêmeas de *E. formosa* em folhas de: A. soja, sem trechos com caminhamento lento; B. tomate e C. melão. Os trechos circulados mostram trilha com muitas voltas e caminhamento lento e foram desconsiderados na determinação da velocidade de caminhamento.

A velocidade média do parasitóide foi calculada considerando estes trechos de forma a avaliar o quanto a existência de estímulos (quando existirem) para reconhecimento influenciaria a velocidade e se estes trechos emaranhados da trilha deveriam ser levados em consideração em experimentos subseqüentes.

Somente entre tomate e soja foi observada diferença na velocidade média (Tabela 9). Somente ao se analisar a velocidade de caminhamento ficou evidente a diferença na velocidade quando o caminhamento ocorria em folhas de tomate, de baixa densidade de tricomas quando comparada com o melão. No entanto, o tomateiro foi a única das três espécies vegetais avaliadas que apresentou tricomas capitados, que geralmente são tricomas glandulares. Estes tricomas produzem substância adesiva, que podem prender o inseto (que morre por inanição) ou dificultar o deslocamento e alimentação devido ao acúmulo de exsudatos no corpo (OBRYCKI et al., 1983; GAMARRA et al., 1998).

Determinar a velocidade de caminhamento desconsiderando trechos onde o inseto caminhou muito lentamente e permaneceu muito tempo em uma pequena área (Figura 15) pode dar uma idéia mais precisa da velocidade de caminhamento, principalmente em avaliações onde o objetivo é comparar a velocidade de caminhamento do parasitóide em diferentes espécies vegetais.

**Tabela 9:** Velocidade média e velocidade de caminhamento de *E. formosa* (Hymenoptera: Aphelinidae) em diferentes plantas hospedeiras (n = 10).

planta hospedeira	velocidade <sup>4</sup>	
	média <sup>1, 3, 4</sup>	caminhamento <sup>2,3,4</sup>
tomate	0,27±0,05b	0,25±0,03a
melão	0,45±0,05ab	0,47±0,09b
soja	0,51±0,10a	0,49±0,11b
CV(%)	24,87	28,95

<sup>1</sup>incluindo tempo de reconhecimento, <sup>2</sup>considerando somente o tempo caminhando, <sup>3</sup>Valores médios (±EPM) originais. Análise estatística realizada utilizando dados transformados em  $\sqrt{x+1}$ , <sup>4</sup>Valores seguidos pela mesma letra na coluna não diferem estatisticamente entre si (teste de Tukey,  $P \leq 0,05$ ).

Alguns trabalhos mostram que a velocidade de caminhar pode não variar conforme a densidade. SÜTTERLIN & LENTEREN (1997), por exemplo, observaram que, em um conjunto de cultivares com pilosidade bastante variável os valores da velocidade de caminhar não apresentaram diferença significativa. Apesar de alguns trabalhos mostrar estreita relação entre velocidade e densidade, existe a possibilidade de que, em cultivares com alta pilosidade, o parasitóide poderia caminhar por cima dos tricomas. A velocidade parece variar também com a temperatura, a exemplo do que observaram ROERMUND & LENTEREN (1995). Estes autores notaram que a velocidade de caminhar aumenta (e com, isto a taxa de encontros) com a temperatura entre 15 e 25° C mas permanece constante entre 25 e 30° C, o que pode ser uma vantagem para utilização do mesmo em regiões tropicais, uma vez que maior velocidade pode resultar em mais encontros com o hospedeiro e provavelmente maior taxa de parasitismo.

A velocidade de caminhar pode ser um parâmetro útil não só para a avaliação da eficiência do parasitóide em diferentes plantas hospedeiras, mas também pode ser utilizada como critério para controle de qualidade em criações massais (HEZEWIJK et al., 1999).

#### **4.3.3. Padrão de caminhar**

Trilhas obtidas em folhas de melão tendem a ser mais sinuosas do que em soja e tomate, no entanto esta diferença é bastante sutil (Figuras 16 a 18, Tabela 10). Do total de quadrantes visitados pelo parasitóide em folhas de melão, em média 1,6% foram visitados duas vezes ou mais. Apesar de ser a maior taxa de sinuosidade, este valor é baixo e próximo aos observados em folhas de tomate e soja (Tabela 10). A trilha de caminhar do parasitóide cruzou a grande maioria dos quadrantes (cerca de 90%) uma só vez, o que significa caminhar com baixa sinuosidade. Valores semelhantes foram observados por SÜTTERLIN (2000) ao avaliar o padrão de caminhar de *E. formosa* em cultivares de gérbera de pilosidade variável quanto a densidade e tipo de tricomas. Apesar das diferenças entre os cultivares, 96 a 98% do total de quadrantes foram visitados somente uma vez, durante o caminhar.

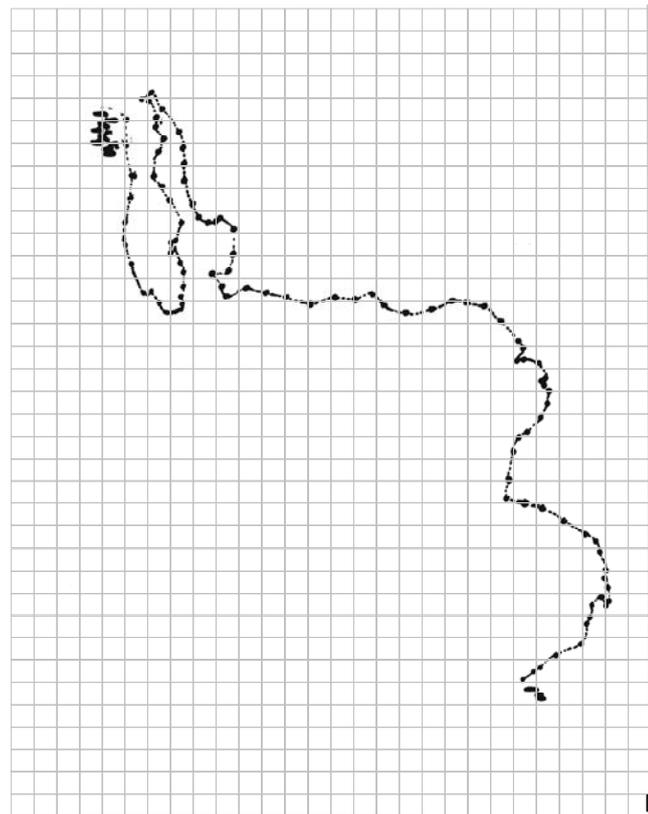
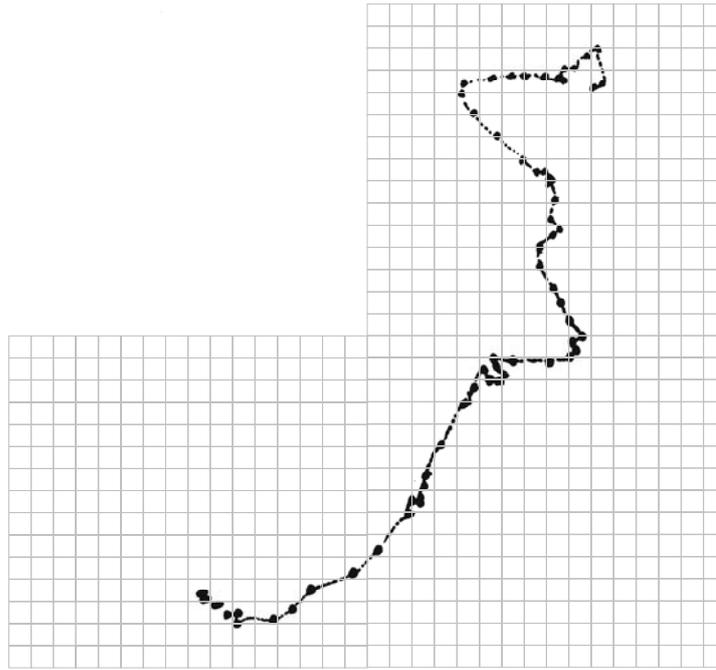
A baixa sinuosidade relativa indica que, nos três casos, o parasitóide é capaz de rastrear áreas semelhantes, apesar de diferenças na pilosidade. SÜTTERLIN &

LENTEREN (1997) argumentam que uma trilha onde não ocorrem cruzamentos (ou ocorrem poucos) implica em rastreamento de uma área maior pelo parasitóide e maior possibilidade de caminhar em áreas que ainda não foram visitadas.

Apesar das diferenças na densidade de tricomas do melão, em relação ao tomate e a soja, o padrão de caminamento foi semelhante para as três espécies vegetais.

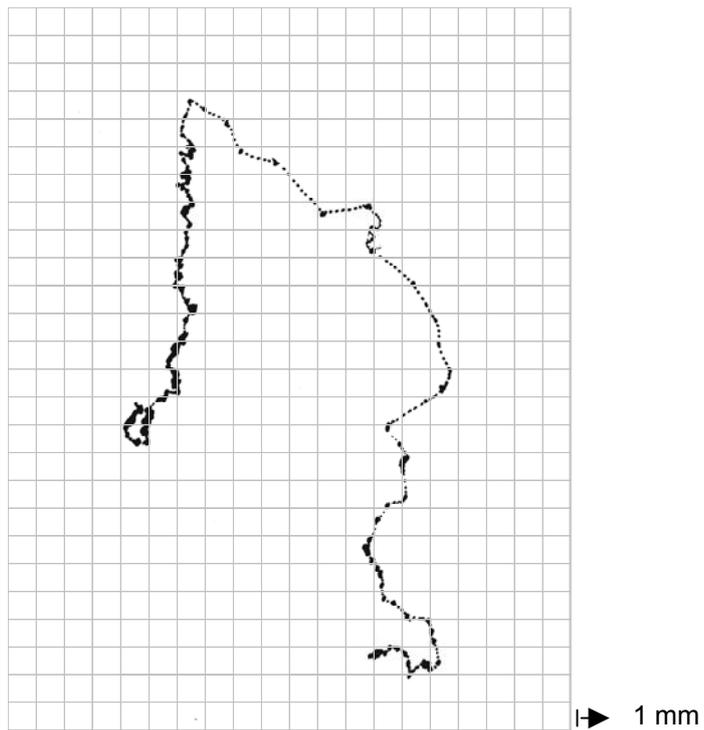
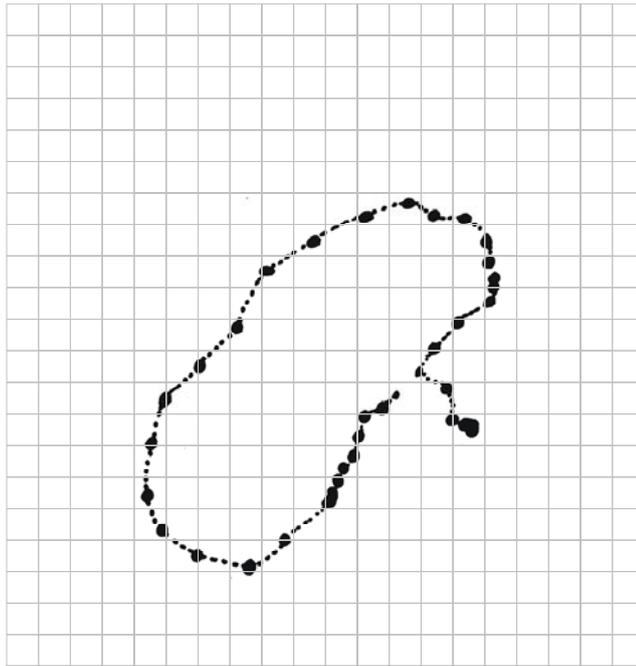
**Tabela 10:** Frequência de cruzamentos sobre a mesma trilha de caminamento de *E. formosa* (Hymenoptera: Aphelinidae) e média de quadrantes visitados em toda a trilha, para cada planta hospedeira (n = 10). Valores expressos em proporção.

Planta hospedeira	Frequência de cruzamentos na mesma trilha (média)			Quadrantes visitados (x ± EPM)
	0	1	≥2	
tomate	0,8802	0,1101	0,0097	69,2 ± 40,59
melão	0,9012	0,0821	0,0167	45,4 ± 22,36
soja	0,9348	0,0585	0,0067	47,1 ± 30,98



→ 1 mm

**Figura 16:** Exemplos de trilhas percorridas por *E. formosa* em folhas de melão (em escala). A malha divide a figura em quadrantes de 1 mm no tamanho real.



**Figura 17:** Exemplos de trilhas percorridas por *E. formosa* em folhas de tomate (em escala). A malha divide a figura em quadrantes de 1mm no tamanho real.



. A distribuição da mosca-branca nas culturas do brócole e do tomate é aleatória durante todo o ciclo de cultivo.

. O número de ninfas não pode ser inferido pela amostragem de adultos em plantas de brócole e de tomate.

. Tanto em plantas de brócole como tomate, o número de ninfas em toda a planta pode ser inferido pela contagem de ninfas em pequenas áreas amostradas nas folhas/folículos em posições específicas da planta.

. O parasitóide tem comportamento de forrageamento semelhante em plantas de tomate, soja e melão, a despeito das diferenças na pilosidade das folhas.

. O padrão e a velocidade de caminhamento não são bons parâmetros para avaliação do desempenho do parasitóide em diferentes espécies vegetais.

ANTIGNUS, Y.; LAPIDOT, HADAR, D.; MESSICA, Y.; COHEN, S. Ultraviolet absorbing screens serve as optical barriers to protect crops from virus and insect pests. **Journal of Economic Entomology**. v. 91, p. 1401-1405, 1998.

ANTIGNUS, Y.; LAPIDOT, M.; MOR, N.; BEN-JOSEPH, R.; COHEN, S. Ultra violet absorbing plastic sheets protect crops from insect pestes and virus diseases vectored by insects. **Environmental Entomology**. v. 25, p. 919-924, 1996.

ARAÚJO, L. H. A.; SANTOS, P. A. L.; LIMA, M. G. A. Parasitismo de mosca branca por *Encarsia lutea* (MASI) (Hymenoptera: Aphelinidae), em algodoeiro. In: VIII ENCONTRO LATINO-AMERICANO E DO CARIBE SOBRE MOSCAS BRANCAS E GEMINIVIRUS, Recife, Pernambuco, Anais... 2ª Ed., 1999. p.146.

ARGOV, Y.; RÖSSLER, Y.; VOET, H.; ROSEN, D. Spatial dispersion and sampling of citrus whitefly, *Dialeurodes citri*, for control decisions in a citrus orchard. **Agricultural and Forest Entomology**. v. 1, p. 305-318, 1999.

BARBOSA, j. C.; PERECIN, P. Modelos probabilísticos para distribuição de lagartas de *Spodoptera frugiperda* (J. E. Smith, 1797) na cultura do milho. **Científica**. v. 10, p. 181-191, 1982.

BALDIN, E. L. L.; VENDRAMIM, J. D.; LOURENÇÃO, A. L. Resistência de genótipo de tomateiro a mosca-branca *Bemisia tabaci* (Gennadius) biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae). **Neotropical Entomology**. v. 34, n. 3, p. 435-441, 2005.

BELLOWS, T. S.; PERRING, T. M.; ARAKAWA, K.; FARRAR, C. A. Patterns in diel flight activity of *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) in cropping systems in southern California. **Environmental Entomology**. 1988.

BLUA, M. J.; TOSCANO, N. C. *Bemisia argentifolii* (Hemiptera: Aleyrodidae) development and honeydew production as a function of cotton nitrogen status. **Environmental Entomology**. v. 23, n. 2, p. 316-321, 1994.

BREWSTER, C. C.; ALLEN, J. C, SCHUSTER, D. J. STANSLY, P.A. Simulating the dynamics of *Bemisia argenfolii* (Hemiptera: Aleyrodidae) in an organic cropping system with spatiotemporal model. **Environmental Entomology**. v. 26, n. 3, 603-616, 1997.

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**. v. 40, p. 511-534, 1995.

BROWN, J. K.; BIRD, J. Whitefly – transmitted geminiviruses and associated disorders in the Americas and the Caribbean Basin. **Plant Disease**. v. 76, n. 3), p. 220-225, 1992.

BYRNE, D. N.; BRETZEL, P. K. Similarity in fly acivity rithms in coexisting species of Aleyrodidae , *Bemisia tabaci* and *Trialeurodes abutilonea*. **Entomologia Experimentalis et Applicata**. v. 43, p. 215-219, 1987.

CRESSIE, N. A. C.; HARTFIELD, M. N. Conditionnally specified gaussian model for saptial statistical analysis of field trials. **Journal of Agricultural, Biological and Environmental Statistics**. v. 1, n. 1, p. 60-77, 1996.

CHU, C.; HENNEBERRY T. J.; COHEN, A. C. *Bemisia argentifolii* (Hemiptera: Aleyrodidae): Host preference and factors affcting oviposition and feeding site preference. **Environmental Entmology**. v. 24, n. 2, p. 354-360, 1995.

COSTA, H. S, ROBB, K. L.; WILEN, C. A. Field trials measuring the effects of ultraviolet-absorbing greenhouse plastic films on insect population. **Journal of Economic Entomology**. v. 95, n. 1, p. 113-120, 2002.

COLWELL, A. E.; SHOREY, H. H.; BAUMER, P.; VORHIS KEY, S. E. Sex pheromone scent marking by females of *Pectinophora gossypiella* (Lepidoptera: Gelechiidae). **Journal of Chemical Ecology**. v. 4, p. 717-721, 1978.

ELLSWORTH. P. C.; DIEHL, J.W.; NARANJO, S.E. Sampling sweetpotato whitefly ninphs in cotton. 1996. (Bulletin, 6)

FARIA, M.; WRAIGH, S. P. Biological control of *Bemisia tabaci* with fungi. **Crop Protection**. v. 20, n. 9, 767-778, 2001.

FERNANDES, O.A. Pragas do melão - *Cucumis melo* L. In: Braga Sobrinho, R.; Cardoso, J.E.; Freire, F.C.O. (Ed.) **Pragas de fruteiras tropicais de importância agroindustrial**. CNPAT/EMBRAPA, Fortaleza, CE. 1998. p. 181-189.

FERNANDES, M.G.; BUSOLI, A. C.; BARBOSA, J. C. Amostragem seqüencial de *Alabama argillacea* (Hübner) (Lepdoptera: Noctuidae) em algodoeiro. **Neotropical Entomology**. v. 32, n. 1, p. 117-122, 2003.

FERNANDES, O. A. **Desenvolvimento do programa de manejo integrado de pragas do melão: Reflexão e síntese evolutiva**. 2004. 77 f. Texto sistematizado de Livre Docência. FCAV. Universidade Estadual Paulista, SP, 2004.

FERREIRA, L. T.; AVIDOS, M. F. D. **Biotecnologia Ciência & Desenvolvimento**, v 4, p. 22-26, 1996.

FILGUEIRA, F. A. R. 1982. **Manual de Olericultura: Cultura e comercialização de hortaliças**, vol. 2. Editora Agronômica Ceres, Ltda. 357p.

FRANÇA, F. H.; VILLAS BOAS, G. L.; REIFSCHNEIDER, F. J. B.; CARVALHO, S. I.C.; GIORDANO, L. B. Avaliação dos bancos de germoplasma de berinjela, melão e tomate da Embrapa Hortaliças para resistência à mosca-branca. In: ENCONTRO LATINO AMERICANO E DO CARIBE SOBRE MOSCAS-BRANCAS E GEMINIVÍRUS, 8. Recife, Pernambuco. Anais... 1ª Ed., 1999, p. 84.

GAMARRA, D. C.; BUENO, V.H. P.; MORAES, J. C.; AUAD, A. M. Influência de tricomas glandulares de *Solanum berthaltii* na predação de *Scymnus* (Pullus) *argentinicus* (Weise) (Coleoptera: Coccinellidae) em *Myzuz persicae*(Sulzer) (Homoptera: Aphididae). **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**. v. 27, n. 1, p. 59-65, 1998.

GELMAN, D. B. & GERLING, D. Host plant pubescence: effect on silverleaf whitefly, *Bemisia argentifolii*, fourth instar and pharate adult dimensions and ecdysteroid titer fluctuations. **Journal of Insect Science**. v. 3, p. 25, p. 1- 8, 2003.

GERLING, D.; HOROWITZ, A. R. Yellow traps for evaluating the population levels and dispersal patterns of *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Homoptera: Aleyrodidae). **Annals of the Entomological Society of America**. v. 77, p. 753-759, 1984.

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**, Itabuna. v.70, p. 213-219, 1980.

GERLING, D.; ALOMAR, O.; ARNÓ, J. Biological control of *Bemisia tabaci* using predators and parasitoids. **Crop Protection**. v. 20, p. 9, p. 779-799, 2001.

GERLING, D; SINAI, P. Buprofezin effects on two parasitoid species of whitefly (Homoptera: Aleyrodidae). **Journal of Economic Entomology**. v. 87, p. 842-46, 1994.

GUEDES, J. C.; CONTA, I.D.; CASTGLIONE, E. **Bases e técnicas do manejo de insetos**. Santa Maria: UFSM/CCR/DFC; Palloti, 248p. 2000.

GUERRIERI, E. Flight behavior of *Encarsia formosa* in response to plant and host stimuli. **Entomologia Experimentalis et Applicata**. v. 82, p. 129-133, 1997.

HAMMAD, E. M. A. F.; NEMER, N. M.; HAWI, Z. K.; HANNA, L. T. Responses of the sweetpotato whitefly, *Bemisia tabaci*, to the chinaberry tree (*Melia azedarach* L.) and its extracts. **Annals of Applied Biology**. v. 137, n. 2, p. 79-88, 2000.

HEZEWIJK, B. H.; BOURCHIER, R. S.; SMITH, S. M. Searching speed of *Trichogramma minutum* and its potential as a measure of parasitoid quality. **Biological Control**. v. 17, p.139-146, 1999.

HILJE, L. **Metodologias para el estudio y manejo de moscas blancas y geminivirus**. CATIE, Turrialba. 1996.

HODDLE, M.; DRIESCHE, R.G. , SANDERSON, J.P. Biology and use of the whitefly parasitoid *Encarsia formosa*. **Annual Review of Entomology**, Ankara. v. 43, p. 465-69, 1998.

HODDLE, M.; DRIESCHE, R.G. , SANDERSON, J.P. Biological control of *Bemisia argentifolii* (Hemiptera: Aleyrodidae) on poinsettia with inundative releases of *Encarsia formosa* (Hymenoptera: Aphelinidae): Are higher release rates necessarily better? **Biological Control**. v. 10, p. 166-179, 1997.

LENTEREN, J.C.; NELL, H.W.; SEVENSTER – van der LELIE, L.A.; WOETS, J. The parasite-host relationship between *Encarsia formosa* (Hymenoptera: Aphelinidae) and *Trialeurodes vaporariorum* (Hemiptera: Aleyrodidae) 1. Host feeding by the parasite. **Entomologia Experimentalis et Applicata**. v. 20, p. 123-30, 1976.

LENTEREN, J. C.; NOLDUS, L. P. J. J. 1990. Whitefly-plant relationships: behavioral and ecological aspects, pp. 47-89. In: D. **Gerling (ed.)**. **Whiteflies: their bionomics, pest status and management**. Intercept, Andover. Hants, UK.

LENTEREN, J. C.; ROERMUND, H. J. W.; SÜTTERLIN, S. Biological control of whitefly (*Trialeurodes vaporariorum*) with the parasitoid *Encarsia formosa*: How does it work? **Biological control**. v. 6, p. 1-10, 1996.

LENTEREN, J. C.; HUA, L. Z.; KAMERMAN, J. W.; RUMEL, X. The parasite-host relationship between *Encarsia formosa* (Hymenoptera: Aphelinidae) and *Trialeurodes vaporariorum* (Homoptera: Aleyrodidae). XXVI. Leaf hairs reduce the capacity of *Encarsia formosa* to control greenhouse whitefly on cucumber. **Journal of Applied Entomology**. v. 119, p. 553-559, 1995.

LYNCH, R. E.; SIMMONS, A. M. Distribution of immatures of adults of sweetpotato whitefly *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Hemiptera: Aleyrodidae), in peanut, *Arachis hypogaea*. **Environmental Entomology**. v. 22, n. 2, p. 375-380, 1993.

LIU, T. X.; OETTING, R. D.; BUNTIN, G. D. Population dynamics and distribution of *Trialeurodes vaporariorum* and *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) on poinsettia following applications of three chemical insecticides. **Journal of Entomological Science**. v. 28, n. 1, p. 126-135, 1993.

LIU, T. X.; STANLY, P. A. Oviposition, development and survivorship of *Encarsia pergandiella* (Hymenoptera: Aphelinidae) in four instars of *Bemisia argentifolii* (Hemiptera: Aleyrodidae). **Arthropod Biology**. v. 89, n. 1, p. 96-102, 1996.

LOURENÇÃO, A. L. Situação atual da mosca-branca no Brasil – Medidas de controle. **Biológico**, São Paulo. v. 64, n. 2, p. 153-155, 2002.

LOURENÇÃO, A. L.; NAGAI, H. Surtos populacionais de *Bemisia tabaci* no estado de São Paulo. **Bragantia**. v. 52, n. 1, p. 53-59, 1994.

LOURENÇÃO, A. L.; YUKI, V. A.; ALVES, S. B. Epizootia de *Aschersonia* cf. *goldiana* em *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) biótipo B no estado de São Paulo. **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**. v. 28, n. 2, p. 343-345, 1999.

LOVINGER, A. LIEWEHR, D.; LAMP, W. O. glandular trichomes on alfafa impede searching behavior of the potato leafhopper parasitoid. **Biological Control**. v. 18, p. 187-192, 2000.

MARTIN, N. A.; DALE, J. R. Monitoring greenhouse whitefly puparia and parasitism: a decision approach. **New Zealand Journal of Crop and Horticultural Science**. v. 17, p. 115-123, 1989.

McAUSLANE, H. J.; JOHNSON, F. A.; COLVIN, D. L.; SOJACK, B. Influence of foliar pubescence on abundance and parasitism of *Bemisia argentifolii* (Hemiptera: Aleyrodidae) on soybean and peanut. **Environmental Entomology**. v. 24, n. 5, p. 1135-1143, 1995.

MONTAGNA, M. A. **Distribuição espacial e amostragem seqüencial da mosca-branca *Bemisia tabaci* raça B (Homóptera: Aleyrodidae) no agroecossistema do melão**. 2001. 84 f. Dissertação (Mestrado), Universidade de São Paulo, SP, 2001.

MOREIRA, A. N.; HAJI, F. N. P.; DINIZ, R. S.; SANTOS, A. P.; MATTOS, M. A. A.; BARBOSA, F. R.; ALENCAR, J. A. Parasitóides de *Bemisia argentifolii* em tomateiro e videira no submédio do vale São Francisco. In: VIII ENCONTRO LATINO-AMERICANO E DO CARIBE SOBRE MOSCAS BRANCAS E GEMINIVIRUS, 1999. Recife, Pernambuco, Anais... 2<sup>a</sup> Ed., 1999. p.147.

MOUND, L. A. Studies on the olfaction and colour sensitivity of *Bemisia tabaci* (Genn.) (Homoptera: Aleyrodidae). **Entomologia Experimentalis et Applicata**. v. 5, p. 99-104, 1962.

MUÑIZ, M.; NOMBELA, G.; BARRIOS, L. Within-plant distribution and infestation pattern of the B- and Q-biotypes of the whitefly, *Bemisia tabaci*, on tomato and pepper. **Entomologia Experimentalis et Applicata**. v. 104, p. 369-373, 2002.

OBRYCKI, J.J.; TAUBER, J. M.; TINGEY, W. M. Predator and parasitoid interaction with aphid resistant potatoes to reduce the aphid densities; a two-year field study. **Journal of Economic Entomology**. v. 76, p. 456-462, 1983.

OLIVEIRA, M. S. **Planos amostrais para variáveis espaciais utilizando Geoestatística**. 1991. Dissertação (Mestrado). Universidade Estadual de Campinas, SP, 1991.

OLIVEIRA, M. R. V.; LAUMANN, R. A.; MORAES, F. A. D.; VIEIRA, P. R. G.; CASTRO, A. C. Inimigos naturais coletados na populações de *Bemisia tabaci* raça B e *Trialeurodes vaporariorum* (Hemiptera: Aleyrodidae). In: VIII ENCONTRO LATINO-AMERICANO E DO CARIBE SOBRE MOSCAS BRANCAS E GEMINIVIRUS. Recife, Pernambuco, Anais... 2<sup>a</sup> Ed., 1999. p.122.

OLIVEIRA, M. R. V.; AMANCIO, E.; LAUMANN R. A.; GOMES, L. O. Natural enemies of *Bemisia tabaci* (Gennadius) B biotipo and *Trialeurodes vaporariorum* (Westwood) (Hemiptera: Aleyrodidae) in Brasília, Brasil. **Neotropical Entomology**. v. 32, n. 1, p. 151-154, 2003.

ORIANE, M. A. G. **Resistência de genótipos de feijoeiro portadores de arcelina a *Bemisia argentifolii* Bellows & Perring (Hemiptera: Aleyrodidae) e ao vírus do mosaico dourado**. 1998. 107 f. Tese (Doutorado), Universidade Estadual Paulista, 1998.

PARRELA, M. P.; PAINE, T. D.; BETHKE, J. A.; ROBB, K. L.; HALL, J. Evaluation of *Encarsia formosa* (Hymenoptera: Aphelinidae) for biological control of sweetpotato whitefly (Homoptera: Aleyrodidae) on poinsetia. **Environmental Entomology**. v. 20, n. 2, p. 713-719, 1991.

PEREIRA, M. F. A.; BOIÇA Jr.; A. L.; BARBOSA, J. C. Distribuição espacial de *Bemisia tabaci* (Genn.) biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae) em feijoeiro (*Phaseolus vulgaris* L.). **Neotropical Entomology**. v. 33, n. 4, p. 493-498, 2004.

PERRING, T.M.; FARRAR, C.A.; BELLOWES, T.S; COOPER, A.D.; RODRIGUEZ, R.J. Evidence for a new species of whitefly: UCR findings and applications. **California Agriculture**, Berkely. v. 47, n. 1, p. 7-8, 1993.

PONTES, J. M. **A geoestatística: aplicações em experimentos de campo**. 2002, 82 f. Dissertação (Mestrado), Universidade Federal de Lavras, MG, 2002.

QUINTELA, E. D.; SANCHEZ, S. E. M. Parasitismo de *Encarsia* sp. (Hymenoptera: Aphelinidae) sobre *Bemisia tabaci* (Gennadius, 1889) (Homoptera: Aleyrodidae). **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**. v. 21, n. 3, p. 471-475, 1992.

RAIJ, B. **Recomendações de adubação e calagem para o estado de São Paulo**. Campinas, Instituto Agrônômico, 1985, 107p. (Boletim técnico, 100).

RILEY, D.G.; PALUMBO, J.C. Action threshold for *Bemisia argentifolii* (Hemiptera: Aleyrodidae) in Cantaloupe. **Journal of Economic Entomology**. v. 88, n. 6, p. 1733-38, 1995.

ROERMUND, H.J.W.; LENTEREN, J.C. van. Foraging behaviour of the whitefly parasitoid *Encarsia formosa* on tomato leaflets. **Entomologia Experimentalis et Applicata**. v. 76, p. 313-324, 1995.

ROMEIS, J.; ZEBITS, C. P. W. Searching behavior of *Encarsia formosa* as mediated by colour and honeydew. **Entomologia Experimentalis et Applicata**. v. 82, p. 299-309, 1997.

ROSSI, R. E.; MULLA, D. J.; JOURNEL, A. G.; FRANZ, E. H. Geostatistical tools for modeling and interpreting ecological spatial dependence. **Ecological Monography**. v. 62, n. 2, p. 277-314, 1992.

SALAS, J.; MENDOZA, O.; Biology of sweetpotato whitefly (Hemiptera: Aleyrodidae) on tomato. **Florida Entomologist**. v. 78, p. 154-60, 1995.

SAS Institute: SAS onlinedoc: version 8. SAS Institute.Cary, NC.1999.

SCHOTZKO, D. J.; KNUDSEN, G. R. Use of geostatistics to evaluate a spatial simulation of Russian wheat aphid (Homoptera: Aphididae) movement behavior on preferred and nonpreferred hosts. **Environmental Entomology**. v. 21, n. 6, p. 1271-1282, 1992.

SCHUSTER, D. J. Intraplant distribution of immature lifestages of *Bemisia argentifolii* (Hemiptera: Aleyrodidae) on tomato. **Environmental Entomology**. v. 27, n. 1, p. 1-9, 1998.

SHISHEHBOR, P.; BRENNAN, P.A. Parasitism of *Trialeurodes ricini* by *Encarsia formosa*: level of parasitism, development time and mortality on different host plants. **Entomophoga**. v. 40, p. 299-305, 1995.

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

SIMMONS, A. M. & ELSEY, K. D. Overwintering and cold tolerance of *Bemisia argentifolii* (Hemiptera: Aleyrodidae) in coastal South Carolina. **Journal of Entomological Science**. v. 30, p. 497-506, 1995.

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

SÜTTERLIN, S. **Biological control of whitefly on Gerbera: Success or failure? The tritrophic interactions between *Gerbera jamesonii*, *Trialeurodes vaporariorum* and *Encarsia formosa***. 2000. 177 p. Tese (Doutorado). Wageningen Universiteit. 2000.

SÜTTERLIN, S.; LAMOUR, A. Movements among plants and population development of the greenhouse whitefly (*Trialeurodes vaporariorum*) in gerbera with and without parasitoids (*Encarsia formosa*). **Proceedings Experimentalis & Applicata Entomol.** v. 5, p. 159-164, 1994.

SÜTTERLIN, S.; LENTEREN, J.C. Influence of hairiness of *Gerbera jamensonii* on the searching efficiency of the parasitoid *Encarsia formosa*. **Biological Control**. v. 9, p. 157-165, 1997.

SÜTTERLIN, S.; MEY, G.; LENTEREN, J. C. Distribution in space and time of *Trialeurodes vaporariorum* (Westwood) on *Gerbera*: Does host plant architecture influence the dispersal and distribution of the whitefly? **Proc. Exper. & Appl. Entomol.** v. 2, p. 115-120, 1991.

TOBIN, P. C.; PITTS, C. W. Geostatistical analysis and the impact of moisture on the spatial and temporal distribution of larval *Musca domestica* (Diptera; Muscidae). **Environmental Entomology**. v. 31, n. 2, p. 273-280, 2002.

TONHASCA, A.; PALUMBO J. C.; BYRNE, D. N. Distribution patterns of *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) in cantaloupe fields in Arizona. **Environmental Entomology**. v. 23, n. 4, p. 949, 1994.

TOSCANO, L. C. **Resistência de genótipos de tomateiro (*Lycopersicon* spp.) a *Bemisia tabaci* (Gennadius, 1889) biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae)**. 2001. Tese (Doutorado), Universidade do Estado de São Paulo, SP, 2001.

TOSCANO, L. C.; BOIÇA JR, A. L.; MARUYAMA, W. I. Fatores que afetam a oviposição de *Bemisia tabaci* (Genn.) biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae) em tomateiro. **Neotropical Entomology**. v. 31, n. 4, p. 631-634, 2002.

VIENEN, A.; LENTEREN, J.C. The parasite-host relationship between *Encarsia formosa* Gahan (Hymenoptera: Aphelenidae) XIV. Genetic and environmental factors influencing body-size and number of ovarioles of *Encarsia formosa*. **Journal of Applied Entomology**. v. 101, p. 321-31, 1986.

VIANEN, A.; VEIRE, M. Honeydew of the greenhouse whitefly, *Trialeurodes vaporariorum* (Westwood), as a contact kairomone for its parasit *Encarsia formosa* Gahan. **Med. Fac. Landbouww. Rijksunv. Gent**. p. 949-954, 1988.

VICENTINI, S.; FARIA, M.; OLIVEIRA, M. R. V. Screening of *Beauveria bassiana* (Deuteromycotina: Hyphomycetes) isolates against nymphs of *Bemisia tabaci* (Genn.) biotype B (Hemiptera: Aleyrodidae) with description of a new bioassay method. **Neotropical Entomology**. v. 30, n. 1, p. 97-103, 2001.

VIEIRA, S. R. Geoestatística em estudos da variabilidade do solo. In: **Tópicos em ciência do solo**, 2000.

WILLIAMS III, L.; SCHOTZKO, D. J.; McFFREY, J. P. Geoestatistical description of the spatial distribution of *Limonius californicus* (Coleoptera: Elateridae) wireworms in the northwestern United States, with commentes on sampling. **Environmental Entomology**. v. 21, n. 15, p. 983-995, 1992.

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