

ARTRÓPODES QUE ATACAM AS FOLHAS DA SOJA

*Flavio Moscardi**
Adeney de Freitas Bueno
Daniel Ricardo Sosa-Gómez
Samuel Roggia
Clara Beatriz Hoffmann-Campo
Aline Farhat Pomari
Ivan Carlos Corso
Silvia Akimi Cavaguchi Yano

1. INTRODUÇÃO

Várias espécies de insetos e ácaros se alimentam de folhas de soja. Entre os artrópodes que causam desfolha direta, as lagartas (principalmente os noctuídeos) e os coleópteros (principalmente os crisomelídeos) são os mais importantes. Entre eles, destaca-se a lagarta-da-soja, *Anticarsia gemmatalis* Hübner, 1818 (Lepidoptera: Noctuidae), por sua abundância e ocorrência frequente em todas as regiões do país onde a soja é cultivada. Alguns outros noctuídeos, como a lagarta-falsa-medideira, *Chrysodeixis* (= *Pseudoplusia*) *includens* (Walker, [1858]), e algumas espécies de *Spodoptera* têm também se destacado como desfolhadores importantes da cultura desde 2003, devido a alterações no manejo das lavouras. Entre elas, podemos destacar o uso crescente de agrotóxicos, que vem causando desequilíbrio de todo o agroecossistema.

¹ Flavio Moscardi – autor falecido em julho de 2012.

Além dos noctuídeos e crisomelídeos, a mosca-branca e os ácaros, cujas injúrias diminuem a capacidade fotossintética das plantas, têm causado sérios problemas em soja. Esses artrópodes são observados, principalmente, em lavouras onde ocorre a aplicação abusiva e precipitada de inseticidas de amplo espectro de ação. Isso elimina o controle biológico natural, agravando o desequilíbrio nestes ambientes e favorecendo a ocorrência de surtos de pragas (ROGGIA, 2010; SIQUEIRA, 2011; VIEIRA, 2009).

Ainda, os piolhos-de-cobra, as lesmas e os caramujos são outros organismos que podem causar desfolhas, além de redução do estande de plantas, no início do desenvolvimento da soja, conforme abordados no Capítulo 3 (Pragas que atacam plântulas, hastes e pecíolos da soja).

De maneira geral, ao haver redução da área foliar fotosinteticamente ativa, as plantas de soja podem ter sua produtividade comprometida. O grau de desfolha varia em função do percentual de desfolhamento, tempo de permanência da injúria (por um dia, uma semana ou um mês) ou ainda o estágio fenológico da planta (vegetativo ou reprodutivo). É importante salientar que a soja tem grande capacidade de se recuperar de níveis significativos de desfolha sem qualquer redução de produtividade, principalmente quando esta ocorrer nos estádios vegetativos da cultura ou em anos de boa intensidade pluviométrica. No entanto, quando não se manejam corretamente os insetos que atacam folhas, estes podem causar níveis de desfolhamento além da capacidade de tolerância da planta e, assim, ocasionar danos significativos à lavoura. Neste contexto, para que o manejo integrado dessas pragas seja realizado corretamente, é preciso primeiramente conhecê-las. Sendo assim, neste capítulo, serão fornecidas as informações mais importantes sobre os principais desfolhadores da soja e as melhores alternativas para o seu manejo.

2. INSETOS QUE ATACAM FOLHAS

2.1. *Anticarsia gemmatalis* Hübner, 1818 (Lepidoptera: Noctuidae)

A lagarta-da-soja, *A. gemmatalis*, quando pequena (até 1 cm) geralmente apresenta cor verde e possui quatro pares de pernas abdominais, sendo dois deles vestigiais e mais um par anal (Figura 1a). Nessa fase, ela se locomove medindo palmos e, assim, muitas vezes, é confundida com lagartas-falsas-medideiras (Plusiinae como a *C. includens*) (HOFFMANN et al., 1979; HOFFMANN-CAMPO et al., 2000; GAZZONI, et al., 1981; MOSCARDI, 1993). As lagartas maiores do que 1,5 cm podem ser encontradas tanto nas formas verdes (Figura 1b) como escuras (Figura 1c) e apresentam três linhas longitudinais brancas no dorso e quatro pares de propernas abdominais, além de um par anal (SOSA-GÓMEZ et al., 2010). Após seis instares larvais, essas lagartas transformam-se em pupas, que apresentam

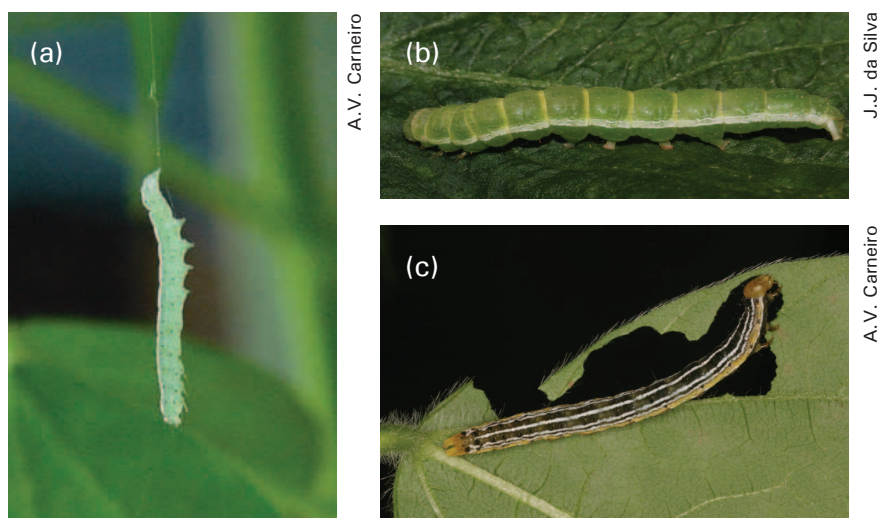


Figura 1. Lagartas pequena (a) e grandes nas formas verde (b) e escura (c) de *Anticarsia gemmatalis*.

coloração marrom, usualmente localizadas no solo (Figura 2a). Dessas pupas emergem as mariposas, que apresentam envergadura de asas de 30 a 38 mm e coloração bastante variável na parte dorsal (de cinza claro ao marrom-escuro). Contudo, elas têm sempre presente uma linha diagonal de cor marrom-canela unindo as pontas do primeiro par de asas, o que auxilia em seu reconhecimento (Figura 2b) (HERZOG; TODD, 1980; SOSA-GÓMEZ et al., 2010). Durante o dia, essas mariposas são frequentemente encontradas sob a vegetação natural ao redor de áreas de soja e também protegidas nas partes baixas e sombreadas das plantas, mas deixam esses abrigos assim que perturbadas. Logo após o pôr do sol, elas iniciam voos curtos e orientados, localizando parceiros para o acasalamento ou plantas para a oviposição. Nesse processo de reprodução, a emissão do feromônio sexual pelas fêmeas é muito importante para a orientação e localização destas pelos machos (HEATH et al., 1988; LEPPLA et al., 1987).

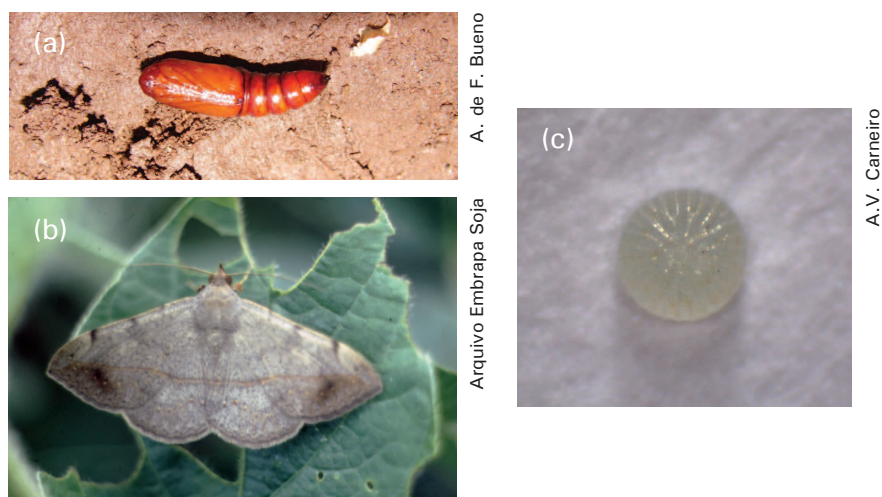


Figura 2. Pupa (a), adulto (b) e ovos (c) de *Anticarsia gemmatalis*.

Os ovos, de aproximadamente 0,6 mm de diâmetro (Figura 2c), são inicialmente de cor esbranquiçada a verde-clara e difíceis de serem detectados, pois se misturam ao mesmo tom de verde das folhas, pecíolos e hastes. Com o desenvolvimento do embrião, esta coloração muda de cinza ou rosa para marrom-avermelhada antes da eclosão das lagartas (CONSOLI et al., 1999; DOUGLAS, 1930; ELLISOR, 1942; GREENE et al., 1973; HINDS, 1930; HOFFMANN-CAMPO et al., 2000; PRAÇA et al. 2006; SOSA-GÓMEZ et al., 2010; WATSON, 1916). Assim, no final do desenvolvimento embrionário, os ovos são mais facilmente detectados mesmo no campo, através do exame de partes das plantas com uma lente de aumento.

Distribuição geográfica e estacional

A lagarta-da-soja é uma espécie de ocorrência tropical e subtropical e restrita aos continentes americanos, sendo importante em várias culturas, principalmente na soja, desde as regiões Norte e Central da Argentina até o Sudeste e Estados do Golfo do México nos Estados Unidos (FORD et al., 1975; HERZOG; TODD, 1980; KOGAN; TURNIPSEED, 1987; PRAÇA et al., 2006; SINCLAIR et al., 1997). Ela é considerada a principal praga desfolhadora da soja nos EUA, México, Colômbia, Venezuela, Brasil e Argentina (HOFFMANN-CAMPO et al., 2000). Entretanto, a dinâmica populacional e a bioecologia deste inseto podem variar consideravelmente nas diferentes regiões onde ocorrem, principalmente devido às diferenças observadas na temperatura e nutrição dos insetos (MILANO, 2008).

Aparentemente, a baixa temperatura é o fator principal que limita a possibilidade de *A. gemmatilis* sobreviver durante todo o ano ao norte de 28° de latitude nos EUA, pois o inseto não consegue entrar em diapausa nesta condição (HERZOG; TODD, 1980). Entretanto, o inseto migra, todos os verões, das ilhas do Caribe, sul da Flórida ou México, para colonizar as áreas de

soja localizadas ao norte do continente (PASHLEY; JOHNSON, 1986; WATSON, 1916). Isto ocorre porque as mariposas de *A. gemmatalis* aparentemente podem voar por longas distâncias, sendo já detectadas bem ao norte, em locais como Ontário, Canadá e Wisconsin, EUA, a centenas de milhas das áreas onde ocorrem normalmente (FORD et al., 1975; WATSON, 1916). Em Stoneville, Mississippi, em 1978, 17 mariposas foram coletadas em uma armadilha luminosa localizada a 28 m de altitude, mas nenhuma mariposa foi registrada em armadilhas colocadas ao nível do solo, indicando que os adultos de *A. gemmatalis* estavam voando muito acima do nível do solo, configurando um padrão migratório para a espécie (BUSCHMAN et al., 1981).

Na América do Sul, este inseto ocorre em grande parte do continente, e sua presença foi constatada até o sul de Buenos Aires. Estudos com marcadores moleculares de RAPD sugerem que as populações do norte da Argentina são distantes geneticamente das populações coletadas no Brasil, o que indicaria um nível de isolamento geográfico (SOSA-GÓMEZ, 2004). No Brasil, há indícios que esse inseto provavelmente migra de regiões do Centro-Oeste para regiões subtropicais e temperadas no Sul do país. Esta hipótese é ratificada por primeiro ocorrer populações elevadas do inseto, em meados de dezembro no Centro-Oeste e, apenas em fevereiro a março, no Rio Grande do Sul (CORRÊA et al., 1977). Entretanto, essa hipótese precisa ainda ser mais bem estudada, porque a ocorrência da praga primeiro no Centro-Oeste do Brasil pode também ser devida à maior temperatura que ocorre nessas localidades e que pode estar favorecendo a ocorrência do inseto (SILVA, 2010). Em Londrina-PR (23°18' S latitude), por exemplo, o inseto é capaz de sobreviver por todo ano em plantas hospedeiras, uma vez que lagartas do inseto foram detectadas já em início de outubro em soja semeada em setembro (F. Moscardi, observação pessoal). Entretanto, mais ao sul, em Santa Maria-RS

(29°41' S latitude), utilizando amostragens com armadilhas luminosas, Tarrago et al. (1977) verificaram que mariposas de *A. gemmatalis* não foram capturadas desde o início de maio até o final de novembro, indicando que possivelmente o inseto não consegue sobreviver durante o inverno nessa região.

Além da sobrevivência do inseto estar associada à temperatura à qual é exposto, o que também regula a distribuição sazonal dessa praga é a capacidade de suas plantas hospedeiras (preferenciais ou não preferenciais) sobreviverem às mesmas temperaturas. Neste cenário, *A. gemmatalis* é praga-chave da soja e abundante em todas as regiões brasileiras de cultivo, de novembro até abril, principalmente em anos mais secos, já que essa condição desfavorece a ocorrência natural de fungos entomopatogênicos que regulam sua população (CORRÊA et al., 1977; GAZZONI et al., 1981, 1994; HOFFMANN-CAMPO et al., 2000, PRAÇA et al. 2006; SOSA-GÓMEZ et al., 2010). Ataques significativos dessa praga têm sido relatados, mais frequentemente, desde os Estados de Goiás e Mato Grosso até o Rio Grande do Sul. No passado, Corrêa et al. (1977) verificaram que o pico populacional de lagartas de *A. gemmatalis* ocorreu no início de janeiro em Santa Helena-GO, em meados de janeiro em Londrina, Ponta Grossa e Palotina (PR), no início de fevereiro em Chapecó-SC e em meados de fevereiro em Cruz Alta-RS. Em lavouras onde o uso de fungicidas não é abusivo e as condições de temperatura e umidade são favoráveis ao desenvolvimento do fungo *Nomuraea rileyi* (Farlow) Samson, um rápido declínio na população dessas lagartas é geralmente observado após o pico populacional, devido à alta mortalidade causada por este importante agente de controle biológico natural (Capítulo 8 – Inimigos naturais das pragas da soja) (ALLEN et al., 1971; CARNER et al., 1974; CORRÊA; SMITH, 1975; HINDS; OSTERBERGER, 1931; MOSCARDI, 1984; SOSA-GÓMEZ et al., 2003).

Plantas hospedeiras

A lagarta-da-soja tem um espectro amplo de plantas hospedeiras, incluindo plantas cultivadas e silvestres. Essa espécie se alimenta preferencialmente de leguminosas (Tabela 1), mas também foi encontrada, excepcionalmente, em algodoeiro, quiabo, trigo, girassol, begônia e arroz, entre outras (ARMSTRONG et al., 1990; BUSCHMAN et al., 1977; GREGORY JUNIOR et al., 1991; HERZOG; TODD, 1980; PANIZZI et al., 2004). No entanto, a alimentação de *A. gemmatalis* em hospedeiros não preferenciais é rara, ocasionada pela falta das plantas hospedeiras preferenciais em uma área em particular ou devido a alguma deficiência nutricional dos hospedeiros preferenciais disponíveis (por exemplo, soja em estágio de maturação avançado). Nos Estados Unidos, foram observadas lagartas de *A. gemmatalis* alimentando-se de algodoeiro em área adjacente a campos de soja (DOUGLAS, 1930; HINDS; OSTERBERGER, 1931). Entretanto, não se sabe se esse inseto é capaz de completar satisfatoriamente o seu desenvolvimento no algodão.

Embora *A. gemmatalis* tenha sido inicialmente considerada como uma espécie economicamente importante em mucuna-rajada, ela preferiu a soja quando ambas foram cultivadas em linhas adjacentes (CHITTENDEN, 1905; ELLISOR, 1938; HINDS, 1930). Por outro lado, durante o processo de maturação da soja, esse inseto preferiu a alfafa. Quando esses dois hospedeiros não estavam disponíveis, *A. gemmatalis* preferiu caupi e amendoim, dentre outras plantas hospedeiras disponíveis (ELLISOR, 1942). Entre 17 plantas leguminosas de verão e de inverno comuns nas condições brasileiras, as plantas de soja, guandu e tremoço-branco foram as mais adequadas para o desenvolvimento e a sobrevivência dessa praga (PANIZZI et al., 2004).

Principalmente em países tropicais, com grande diversidade de flora, como ocorre no Brasil, diferentes espécies de hospedeiros

Tabela 1. Leguminosas hospedeiras da lagarta-da-soja, *Anticarsia gemmatalis*.

Nome científico	Nome popular
<i>Aeachynomenes</i> sp.	Ervilhaca
<i>Agati grandiflora</i> (Linnaeus)	-
<i>Arachis hypogaea</i> Linnaeus	Amendoim
<i>Cajanus cajan</i> (Linnaeus)	Feijão-guandu
<i>Cajanus indicus</i> Spreng	Feijão-guandu (sinonímia de <i>C. cajan</i>)
<i>Canavalia gladiata</i> (Jacq.)	Feijão-espada
<i>Canavalia maritima</i> Thouars	Feijão-da-praia
<i>Canavalia rosea</i> (Sw.)	Feijão-da-praia (sinonímia de <i>C. marítima</i>)
<i>Canavalia</i> sp.	-
<i>Cassia fasciculata</i> Michx.	-
<i>Cassia obtusifolia</i> Linnaeus	Sene
<i>Desmodium floridanum</i> Chapman	-
<i>Dolichos lablab</i> Linnaeus	Lab-lab
<i>Galactia speciformis</i> Torr and Gray	-
<i>Glycine max</i> (L.) Merrill	Soja
<i>Indigofera hirsuta</i> Linnaeus	Anileira, anileira-do-pasto, anil-roxo
<i>Indigofera suffruticosa</i> Miller	-
<i>Lablab purpureus</i> (Linnaeus)	Lab-lab (sinonímia de <i>Dolichos lablab</i>)
<i>Lespedeza</i> sp.	-
<i>Lupinus albus</i> Linnaeus	Tremoço-branco
<i>Medicago lupulina</i> Linnaeus	Luzerna-lupulina
<i>Medicago sativa</i> Linnaeus	Alfalfa
<i>Melilotus alba</i> Linnaeus	Trevo-doce-branco, trevo-doce, trevo-gigante-da-Sibéria
<i>Pachyrhizus erosus</i> Linnaeus	Jicama
<i>Phaseolus calcaratus</i> Roxburgh	Feijão-arroz

Continua...

Tabela 1. Conclusão.

Nome científico	Nome popular
<i>Phaseolus lathyoides</i> Linnaeus	Feijão-de-rola, feijão-de-pombinha, feijão-verde
<i>Phaseolus limensis</i> Macfad.	Feijão-de-lima, fava-belém, feijão-manteiga
<i>Phaseolus semierectus</i> Linnaeus	sinonímia de <i>Phaseolus lathyoides</i>
<i>Phaseolus speciosus</i> Kunth	-
<i>Phaseolus vulgaris</i> Linnaeus	Feijão-comum
<i>Pisum sativum</i> Linnaeus	Ervilha
<i>Pisum</i> sp.	-
<i>Polygonum punctatum</i> Elliot	Erva-de-bicho
<i>Pueraria lobata</i> (Willdenow) Ohwi	Kudzu
<i>Pueraria phaseoloides</i> (Roxb.) Benth.	Kudzu tropical
<i>Rhynchosia mínima</i> (Linnaeus)	Feijãozinho, favinha-do-campo
<i>Robinia pseudoacacia</i> Linnaeus	Acácia-falsa, acácia, acácia-para-sol
<i>Sesbania emerus</i> (Aubl.)	-
<i>Sesbania exaltata</i> (Raf.) Cory	Sesbânia
<i>Sesbania exasperata</i> Kunth	Mangerioba, cássia-dobrejo
<i>Sesbania macrocarpa</i> Muhl.	Mangerioba, cássia-dobrejo (sinonímia de <i>Sesbania exasperata</i>)
<i>Stizolobium deeringianum</i> Bort	Mucuna-rajada
<i>Tephrosia</i> sp.	Plantas leguminosas
<i>Tephrosia cinerea</i> (Linnaeus) Pers.	Anil-bravo
<i>Trifolium repens</i> Linnaeus	Trevo-branco
<i>Vicia angustifolia</i> Linnaeus	Ervilhaca-miúda, larica, ervilhaca-vulgar, ervilhaca-miúda, ervilhaca-dos-trigos, negrita
<i>Vigna luteola</i> (Jacq.) Benth.	Feijão-das-dunas
<i>Vigna sinensis</i> Linnaeus	Feijão-miudo, caupi, feijão-de-corda

Fonte: Armstrong et al. (1990), Buschman et al. (1977), Gregory Junior et al. (1991), Herzog e Todd (1980), Panizzi et al. (2004).

preferenciais da *A. gemmatalis* podem estar disponíveis ao mesmo tempo ou em sucessão ao longo do ano e, assim, podem servir de fontes sequenciais de alimento para o inseto, permitindo a sobrevivência de suas populações na área cultivada de uma safra de soja para a outra. Quando esses hospedeiros não estão disponíveis, plantas silvestres, incluindo plantas daninhas, podem também servir como hospedeiros alternativos (Tabela 1) para a multiplicação da praga e assim também garantir a permanência da *A. gemmatalis* de uma safra para outra da cultura principal.

Aspectos bioecológicos

A maior proporção de acasalamento de *A. gemmatalis* ocorre entre 20 °C e 30 °C, pois nessas temperaturas a fecundidade não é afetada pelo número de cópulas (MILANO et al., 2008). Em condições ótimas de ambiente (usualmente condições de laboratório), as mariposas de *A. gemmatalis* podem depositar mais que 400 ovos/fêmea durante sua vida (GUTIERREZ; PULIDO, 1978; HEINECK; CORSEUIL, 1991; LEPPLA et al., 1977; MARQUES; CORSEUIL, 1984; MOSCARDI et al., 1981b, 1981c; PIETROWSKI, 2000). Fêmeas cujas lagartas foram alimentadas com folhas de soja, em laboratórios, produziram até 1.265 ovos (FUGI et al., 2005). Entretanto, a oviposição de fêmeas que colonizam as lavouras de soja é geralmente mais baixa, uma vez que esses adultos são migrantes ou são originários de lagartas que sobreviveram ao inverno, alimentando-se de hospedeiros alternativos na entressafra, geralmente menos favoráveis ao seu desenvolvimento (PANIZZI et al., 2004). Em condições de campo, Magrini et al. (1999) observaram que o número médio de ovos por fêmea de *A. gemmatalis* é de $73,5 \pm 5,0$ (média \pm erro padrão) ovos, em observações de 6 anos consecutivos em diferentes cultivares de soja. Desses ovos, apenas $31,1 \pm 4,9$ foram viáveis.

A atividade de voo de *A. gemmatalis* inicia-se por volta das 22h, seguindo até o amanhecer, com maior ocorrência entre as 2h

e 4h (KLESENER et al., 2007). Os ovos são colocados isoladamente ou de forma agrupada nas folhas ou hastes das plantas (ELLISOR; GRAHAM, 1937; GREENE et al., 1973; PRAÇA et al. 2006), sendo a maior proporção depositada na parte média e inferior das plantas de soja (FERREIRA; PANIZZI, 1978). Após um período variando de 2,2 a 3,9 dias (dependendo da temperatura), as lagartas irão eclodir (ELLISOR, 1942; FUGI et al., 2005; MAGRINI et al., 1999; MOSCARDI, 1979; MOSCARDI et al., 1981b).

Lagartas de *A. gemmatalis* podem ter de cinco a sete ínstaes larvais, sendo seis ínstaes o mais comum (Figura 3). A duração de cada ínstar pode variar em decorrência de vários fatores, como a temperatura, a planta hospedeira e a qualidade do alimento (FUGI et al., 2005; MILANO, 2008; MOSCARDI et al., 1981a; REID, 1975; WATSON, 1916). O desenvolvimento larval de *A. gemmatalis* alimentando-se de mucuna-rajada foi de 20 a 38 dias (WATSON, 1916), enquanto, alimentando-se de soja, o período de ovo a adulto foi entre 29 e 33 dias (GUTIÉRREZ; PULIDO, 1978; NANTES et al., 1978). Contudo, em condições climáticas de campo no Brasil, essa variação na soja foi entre 15,1 a 19,4 dias (MAGRINI et al., 1999). É importante salientar que, além da temperatura, a duração do período ovo-adulto também depende da cultivar de soja em que a lagartas se desenvolveram (FUGI et al., 2005). Com base nesse período, durante a safra da soja, *A. gemmatalis* tem de três a quatro gerações (DOUGLAS, 1930; GAZZONI et al., 1981; GREENE, 1972; HINDS; OSTERBERGER, 1931), sendo a terceira geração a mais destrutiva.

Cada lagarta de *A. gemmatalis* pode consumir de 85 cm² a 150 cm² de área foliar de soja até completar a fase larval (BOLDT et al., 1975; BUENO et al., 2011b; CARDOSO et al., 1996; MOSCARDI; CARVALHO, 1993; SALVADORI; CORSEUIL, 1982). Nos primeiros três ínstaes, o consumo é muito baixo, e as

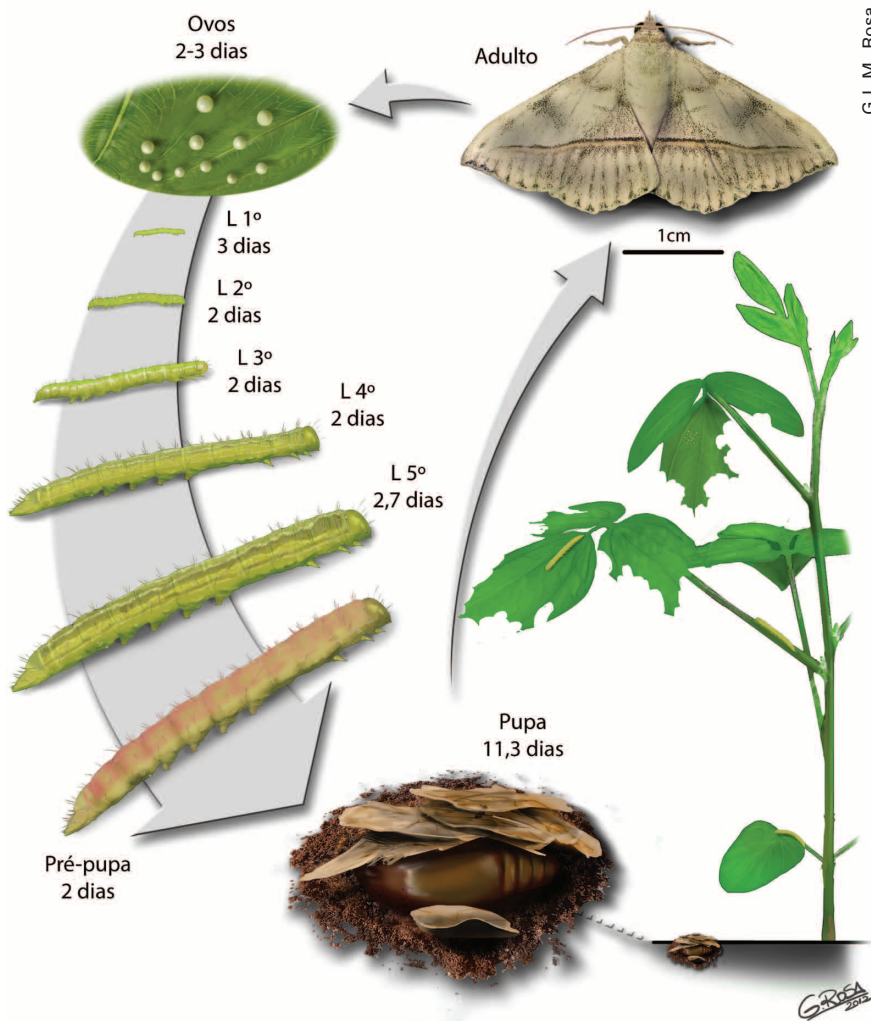


Figura 3. Ciclo de desenvolvimento de *Anticarsia gemmatilis*.
Fonte: Reid (1975); Silva et al. (2012).

lagartas, ainda muito pequenas, não conseguem sequer perfurar as folhas, alimentando-se apenas dos tecidos mais tenros. No terceiro ínstar, as lagartas já provocam pequenas perfurações, mas ainda deixam as nervuras centrais e laterais intactas (HERZOG; TODD, 1980; WATSON, 1916). A maior capacidade de desfolha ocorre do quarto ao sexto ínstar, quando as lagartas atingem grande potencial de injúria na soja (BUENO et al., 2011b; REID 1975; STRAYER; GREENE, 1974). Quando não manejadas corretamente, essas lagartas podem provocar até 100% de desfolha, que, dependendo do estágio de desenvolvimento da planta, ocasionam reduções significativas na produtividade da lavoura que podem chegar à perda total da lavoura.

Após o último ínstar larval, a lagarta entra na fase de pré-pupa. Inicialmente, a lagarta em pré-pupa se encolhe e apresenta dorso de cor rosada, permanecendo, assim, sem se alimentar e preparando-se para se transformar em pupa (PRAÇA et al., 2006). Logo após, a lagarta em pré-pupa caminha para a parte inferior da planta e constrói uma câmara pupal sob folhas secas na superfície do solo ou, mais frequentemente, até dois centímetros de profundidade (LEE; JOHNSON, 1990). Dessas pupas irão emergir as mariposas, que acasalam na primeira noite após a emergência, iniciando a oviposição três a quatro dias depois, sendo que o pico de postura ocorre ao redor do quinto dia de vida do adulto (MAGRINI et al., 1999).

2.2. O complexo de Plusiinae: lagartas-falsas-medideiras

As lagartas do complexo Plusiinae são comumente denominadas falsas-medideiras, por se deslocarem como que medindo palmas, em decorrência de apresentarem apenas dois pares de pernas abdominais (SOSA-GÓMEZ et al., 2010). Elas constituem um complexo de espécies associado à soja, sendo a *C. includens* a espécie mais importante, seguida de *Rachiplusia nu* (Guenée,

1852) (MORAES et al., 1991). Até final da década de 1990, o complexo de Plusiinae era considerado como praga-secundária em soja, representando não mais que 10% da incidência da lagarta-da-soja (CORRÊA et al., 1977; MORAES et al., 1991; MOSCARDI, 1993), e raramente exigia medidas específicas de controle. Entretanto, após as safras de 2000/2001 e 2001/2002, as grandes mudanças que ocorreram no sistema produtivo da soja contribuíram para alterar o *status* de *C. includens*, que passou a ser considerada praga-chave em várias regiões brasileiras (BUENO et al., 2007).

Um marco importante na sojicultura brasileira foi o aparecimento da ferrugem-asiática, causada pelo fungo *Phakopsora pachyrhizi* (Sydow & P. Sydow). A primeira constatação dessa doença no Brasil ocorreu em 2001, espalhando-se rapidamente pelas principais regiões produtoras (YORINORI; LAZZAROTTO, 2004). Aplicações de fungicidas, que raramente eram necessárias antes da ferrugem-asiática, passaram a ser uma prática comum após sua ocorrência. Atualmente, de uma a três aplicações de fungicidas para o controle da ferrugem são realizadas pela quase totalidade dos agricultores que cultivam soja, resultando em algumas consequências indesejáveis que afetam o manejo de pragas na cultura. Por exemplo, a menor incidência de fungos entomopatogênicos como a *N. rileyi* (doença-branca) e daqueles pertencentes ao grupo dos Entomophthorales, tais como *Pandora* sp. e *Zoophthora* sp. (doença-marrom), podem estar correlacionados ao uso frequente de fungicidas (SOSA-GÓMEZ, 2012). A lagarta *C. includens* era naturalmente mantida em equilíbrio por epizootias desses fungos que, certamente, estão sendo controlados pelos fungicidas utilizados para o controle da ferrugem-da-soja.

O uso crescente de inseticidas e a aplicação de produtos não seletivos como os piretroides, por exemplo, principalmente

em misturas com herbicidas na dessecação e na aplicação de herbicidas pós-emergentes em sistema de plantio direto, também estão contribuindo para o desequilíbrio no agroecossistema da soja. Estas ações prejudicam o controle biológico natural por parasitoides e predadores, pois, além dos entomopatógenos, a lagarta *C. includens* é também controlada por um complexo importante destes inimigos naturais. Infelizmente, os sojicultores têm realizado um número excessivo de aplicações de inseticidas, sem realizar o monitoramento da lavoura e, portanto, sem considerar os níveis populacionais das pragas. Assim, com essa aplicação errônea de inseticidas realizada junto com herbicidas e fungicidas em misturas de tanques e não mais no momento apropriado, o controle de pragas na soja tem tido resultados desastrosos, desequilibrando o sistema produtivo e permitindo que populações de pragas secundárias cresçam assustadoramente, tornando-se pragas-chaves da cultura (BUENO et al., 2007, 2010b).

2.2.1. *Chrysodeixis* (= *Pseudoplusia*) *includens* (Walker, [1858]) (Lepidoptera: Noctuidae)

Esse lepidóptero foi por muito tempo referido como *P. includens* e mesmo publicações recentes de 2010 e 2011 ainda continuam usando essa nomenclatura. Entretanto, Goater et al. (2003), ao reavaliar o gênero *Pseudoplusia*, o reclassificaram para o gênero *Chrysodeixis*, que, de acordo com os sistematas desse grupo, é a classificação válida atualmente (V. Becker, comunicação pessoal). Sendo assim, apesar dessa aparente confusão com relação à classificação dessa praga, nesse livro será adotado o nome de *C. includens*.

Independentemente do nome científico que seja utilizado, é de grande importância a correta identificação dessa praga no campo. Seus ovos são globulares, medem cerca de 0,5 mm de diâmetro (Figura 4a) e apresentam coloração creme-clara

logo após a oviposição e marrom-clara próximo à eclosão. O desenvolvimento embrionário se completa em torno de 2,5 dias (PETERSON, 1964).

No Brasil, nos últimos anos, a lagarta-falsa-medideira, representada especialmente por *C. includens*, tem se tornado um sério problema fitossanitário na cultura da soja, com vários surtos ocorrendo isolados ou associados à lagarta-da-soja (BERNARDI, 2012). As lagartas que eclodem são de coloração verde-clara, com listras longitudinais brancas e pontuações pretas, atingindo de 40 a 45 mm de comprimento em seu último estágio larval (Figura 4b) (SOSA-GÓMEZ et al., 2010). Dentro de cada ínstar, a lagarta sofre uma perceptível mudança na coloração, de verde-amarronzada-clara enquanto se alimenta, para verde-limão translúcida (SMILOWITZ, 1973).

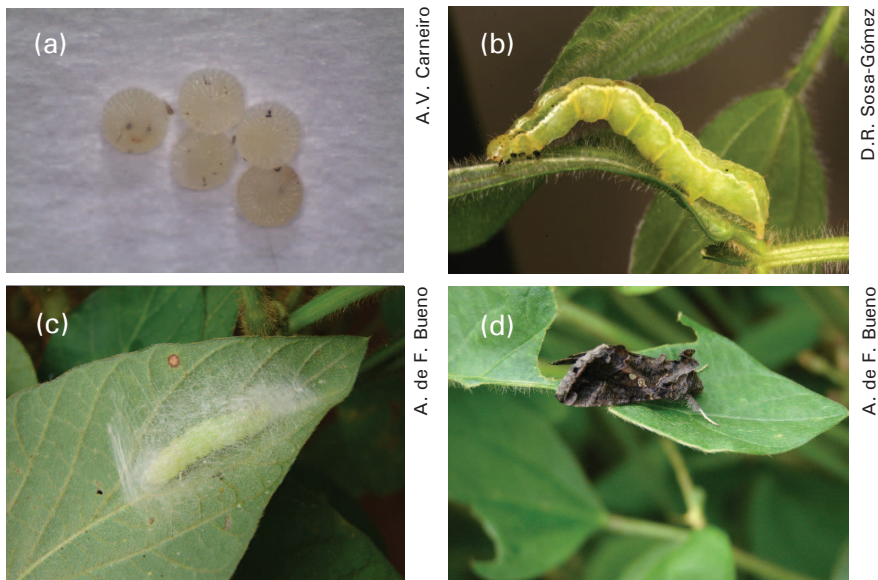


Figura 4. *Chrysodeixis includens* nas fases de ovo (a), lagarta (b), pupa (c) e adulto (d).

Depois do último ínstar larval, esta lagarta se transforma em pupa, que ocorre sob uma teia, em geral na face abaxial das folhas (Figura 4c) (SOSA-GÓMEZ et al., 2010). A coloração da pupa de *C. includens* é de amarelo-pálida para verde-clara no início do desenvolvimento, com pigmentação dorsal irregular até 48 horas antes da emergência. O período pupal dura de 7 a 9 dias até a emergência dos adultos (VAZQUEZ, 1988). Com o passar dos dias, as pupas tornam-se mais escuras. Em geral, o padrão de coloração observado nas pupas de Plusiinae permite a distinção entre algumas espécies desta subfamília (CANERDAY; ARANT, 1967). Diferentemente da pupa de *C. includens*, a pupa de *Trichoplusia ni* (Hübner, 1802) é de cor marrom uniforme e a de *Rachiplusia nu* é de cor marrom-escura a preta. Entretanto, é importante salientar que este padrão de coloração é afetado pelo tipo da dieta em que a lagarta se desenvolve. Em geral, lagartas de *C. includens* alimentadas com folhas irão originar pupas verde-escuras (CANERDAY; ARANT, 1967; EICHLIN; CUNNINGHAM, 1978; SHOUR; SPARKS, 1981). Nesse período de pupa, os olhos passam de uma tonalidade escurecida para coloração verde-clara e ficam com a cutícula pupal gradualmente queimada. Doze horas antes da emergência, a cutícula e demais estruturas dos adultos já estão formadas dentro da cutícula pupal (SHOUR; SPARKS, 1981).

Os adultos são mariposas com 35 mm de envergadura de asas, dispostas em forma inclinada (Figura 4d). As asas anteriores são de coloração escura, com duas manchas prateadas brilhantes na parte central do primeiro par de asas, e as asas posteriores são de coloração marrom (GALLO et al., 2002; SOSA-GÓMEZ et al., 2010). As principais características para diferenciação de adultos de espécies de Plusiinae que ocorrem nos EUA podem ser encontradas em Herzog (1980).

Distribuição geográfica e estacional

A distribuição geográfica de *C. includens* é restrita ao Hemisfério Ocidental, ocorrendo desde o norte dos Estados Unidos até o sul da América do Sul (ALFORD; HAMOND, 1982; KOGAN, 1981). Essa espécie pode ser encontrada em diversas regiões produtoras de soja, podendo ocorrer simultaneamente ou mais tardiamente em relação às populações da lagarta-da-soja, *A. gemmatalis* (MORAES et al., 1991; PAPA; CELOTO, 2007). No Brasil, *C. includens* pode ser encontrada em todas as regiões produtoras, desde o Rio Grande do Sul até Roraima (MARSARO JUNIOR et al., 2010).

No hemisfério norte, principalmente nos Estados Unidos, *C. includens* é reconhecida como sendo uma espécie migratória (HARDING, 1976). As mariposas dessa espécie contêm elevados níveis de lipídio no corpo, característica fisiológica tipicamente associada a insetos migratórios (MASON et al., 1989). Assim, *C. includens* passa o inverno no sul da Flórida e do Texas, e, nesta região, os adultos se reproduzem durante o ano todo (HARDING, 1976). A invasão de outras áreas dos Estados Unidos é resultado da emigração anual das mariposas provenientes das reservas da Região Central e da América do Sul ou das ilhas do Caribe (HERZOG, 1980). Portanto, apenas quando a temperatura torna-se favorável ao desenvolvimento, as mariposas migram para a região norte dos Estados Unidos e chegam à Georgia nos meses de junho e julho e à Carolina do Sul em agosto e setembro (MITCHELL, 1973). No estado do Alabama, EUA, adultos de *C. includens* são coletados de maio a outubro (CANERDAY; ARANT, 1967) e, em Louisiana, de maio a dezembro (BURLEIGH, 1972; CHAPIN; CALLAHAN, 1967), indicando que estas espécies não são ativas no inverno nestas localidades. Baseado em capturas de campo com armadilhas de feromônio, Tingle e Mitchell (1977) observaram que

C. includens pode sobreviver em temperaturas médias de 16 °C na região dos Hastings, centro-norte da Flórida. Sendo assim, essa região atua como reservatório para as populações durante o inverno, de onde as mariposas migram para a região mais ao norte do país. O aumento da população é mais frequente quando as culturas de algodão e soja se desenvolvem em localidades próximas (BURLEIGH, 1972), provavelmente pelo fato do néctar do algodão ser provido de um carboidrato adequado para adultos de *C. includens*. Muitos adultos dessa espécie migram durante os meses de maio e junho, quando o algodão começa a florescer nas regiões da Flórida, Texas, América do Sul e Central e das ilhas do Caribe (SULLIVAN; BOETHEL, 1994).

No Brasil, surtos de *C. includens* são detectados com frequência no oeste da Bahia, Goiás, Mato Grosso, Mato Grosso do Sul, São Paulo, Paraná e Rio Grande do Sul, mas faltam muitas informações sobre a mobilidade desta espécie nas condições tropicais, plantas hospedeiras e locais que *C. includens* habita durante a entressafra da soja, como detalhado anteriormente para esta espécie no hemisfério norte. Populações maiores de *C. includens* em áreas de soja próximas a campos de algodão foram observadas nas regiões de Londrina e Assaí-PR, em 1980 e 1981 (F. Moscardi, comunicação pessoal). Entre as principais lagartas da subfamília Plusiinae, aparentemente *C. includens* está mais bem adaptada a localidades mais quentes, em comparação com *R. nu* (BERCELLINI; MALACALZA, 1994).

Plantas hospedeiras

A lagarta-falsa-medideira, *C. includens*, é um inseto polí-fago com capacidade de se desenvolver em 73 plantas hospedeiras no Brasil, pertencentes a 29 famílias (BERNARDI, 2012). Inicialmente, lagartas de *C. includens* foram observadas atacando feijão, repolho, quiabo, batata-doce, fumo e tomate, sendo estas plantas consideradas os hospedeiros mais frequentes da

praga (BOTTIMER, 1926; FOLSOM, 1936; WOLCOTT, 1936). Posteriormente, foi observado *C. includens* atacando também algodão e soja (HENSLEY et al., 1964). Além dessas culturas, *C. includens* foi constatada em girassol, alface e couve-flor, entre outras (HERZOG; TODD, 1980), conforme pode ser verificado na Tabela 2.

No estado do Alabama, Estados Unidos, *C. includens* foi observada em soja, algodão, crucíferas, amendoim, batata-doce e tomate (CANERDAY; ARANT, 1967). Também 14 espécies de plantas ornamentais, cultivadas predominantemente em casa de vegetação, foram citadas na Califórnia como hospedeiras de *C. includens* (MORISHITA et al., 1967). No estado da Flórida, danos de *C. includens* foram observados em milho-doce (JANES; GREENE, 1970). Portanto, a lagarta-falsa-medideira tem sido citada na literatura como hóspede de uma gama de culturas de interesse agrícola, na floricultura e mesmo em plantas não cultivadas (Tabela 2).

Apesar dessa grande gama de hospedeiros, a lagarta-falsa-medideira é um inseto com preferência e melhor adaptação à soja, em relação a outras 17 culturas estudadas (BERNARDI, 2012). A polifagia é uma característica que pode colaborar com a dinâmica populacional e condição de praga, uma vez que as populações podem se desenvolver simultaneamente em diferentes plantas hospedeiras dentro de uma região ou podem persistir no ambiente em baixa densidade até a fêmea encontrar um hospedeiro capaz de sustentar o desenvolvimento das lagartas.

Aspectos bioecológicos

A longevidade dos adultos é de aproximadamente de 15 dias (CANERDAY; ARANT, 1967; MITCHELL, 1967). O acasalamento ocorre, normalmente, entre 22h e 4h (LINGREN et al., 1977), sendo muito importante nesse processo a emissão

Tabela 2. Plantas hospedeiras de *Chrysodeixis includens*.

Família	Nome científico	Nome comum	Referência
Amaranthaceae	<i>Amaranthus</i> sp.	Caruru	Harding (1976)
Araceae	<i>Philodendron</i> sp.	Imbé	
Araliaceae	<i>Schefflera actinophylla</i> (Endl.)	Cheflera	Herzog (1980)
Begoniaceae	<i>Begonia</i> sp.	Begônias	
Caryophyllaceae	<i>Dianthus caryophyllus</i> Linnaeus	Cravo	Morishita et al. (1967)
Chenopodaceae	<i>Chenopodium album</i> Linnaeus	Ançarinha-branca	Harding (1976)
Commelinaceae	<i>Commelina pendula</i>	-	Crumb (1956)
	<i>Zebrina pendula</i> Schnizl.	Trapoeiraba-vermelha	Tietz (1972)
Compositae	<i>Aster</i> sp.	Aster	
	<i>Calendula officinalis</i> Linnaeus	Calêndula	Morishita et al. (1967)
	<i>Chrysanthemum</i> spp.	Crisântemo	
	<i>Eupatorium</i> sp.	-	Tietz (1972)
	<i>Erigeron canadensis</i> Linnaeus	-	Harding (1976)
	<i>Gerbera jamesonii</i> Adlam	Gérbera	Morishita et al. (1967)
	<i>Helianthus annuus</i> Linnaeus	Girassol	Teetes et al. (1970)
	<i>Helianthus</i> spp.	Girassol silvestre	Harding (1976)
	<i>Lactuca sativa</i> Linnaeus	Alface	Crumb (1956)
	<i>Lactuca</i> sp.	Alface silvestre	Harding (1976)
	<i>Parthenium</i> sp.	Parthenium	Harding (1976)
<i>Senecio cineraria</i> Linnaeus	Cinerária	Morishita et al. (1967)	
<i>Solidago</i> spp.	Arnica	Eichlin e Cunningham (1969)	

Continua...

Tabela 2. Continuação.

Família	Nome científico	Nome comum	Referência
Compositae	<i>Sanchus</i> spp.	-	Harding (1976)
	<i>Xanthium pennsylvanicum</i> Wallr.	-	Martin et al. (1976)
Convolvulaceae	<i>Ipomoea batatas</i> (Linnaeus) Lamarck	Batata-doce	Hensley et al. (1964)
	<i>Ipomoea purpurea</i> (Linnaeus) Roth	Jitirana-roxa	Herzog (1980)
Cruciferae	<i>Brassica oleracea</i> Linnaeus	Brócolis e Repolho	Crumb (1956); Harding (1976)
	<i>Lepidium virginicum</i> Linnaeus	Mastruço	Harding (1976)
	<i>Matthiola incana</i> (Linnaeus)	Goivo	Morishita et al. (1967)
	<i>Nasturtium officinale</i> R.Br.	Agrião	Herzog (1980)
Curcubitaceae	<i>Citrullus vulgaris</i> Linnaeus	Melancia	
Euphorbiaceae	<i>Croton capitatus</i> Michx.		Crumb (1956)
	<i>Poinsettia pulcherrima</i> Graham	Bico-de-papagaio	Morishita et al. (1967)
Geraniaceae	<i>Geranium</i> spp.	Gerânio	Crumb (1956)
	<i>Pelargonium</i> sp.	Gerânio	Tietz (1972)
Gesneriaceae	<i>Saintpaulia ionantha</i> Wendl.	Violeta	Morishita et al. (1967)
Gramineae	<i>Zea mays</i> Linnaeus	Milho	Endris (1973)
	<i>Zea mays</i> Linnaeus	Milho-doce	Janes e Greene (1970)
Labiataeae	<i>Coleus hybridus</i> Hort	Cóleus	Morishita et al. (1967)
	<i>Mentha</i> sp.	Menta	Herzog (1980)
	<i>Persea americana</i> Mill.	Abacate	Eichlin e Cunningham (1978)
Leguminosae	<i>Arachis hypogaea</i> Linnaeus	Amendoim	Canerday e Arant (1967)

Continua...

Tabela 2. Continuação.

Família	Nome científico	Nome comum	Referência
Leguminosae	<i>Glycine max</i> (Linnaeus) Merrill	Soja	Morris (1958)
	<i>Medicago sativa</i> Linnaeus	Alfalfa	Crumb (1956)
	<i>Phaseolus limensis</i> Macfad.	Feijão-de-lima, fava-belém, feijão-manteiga	Genung (1958)
	<i>Phaseolus vulgaris</i> Linnaeus	Feijão	
	<i>Pisum sativum</i> Linnaeus	Ervilha	Canerday e Arant (1967)
	<i>Vigna sinensis</i> (Linnaeus) Endl.	Feijão-de-corda	Genung (1958)
Liliaceae	<i>Allium sativum</i> Linnaeus	Alho	Herzog (1980)
	<i>Asparagus retrofractus</i> Linnaeus	Aspargo	Morishita et al. (1967)
Malvaceae	<i>Gossypium hirsutum</i> Linnaeus	Algodão	Folsom (1936)
	<i>Hibiscus esculentus</i> Linnaeus	Quiabo	Bottimer (1926)
Passifloraceae	<i>Passiflora incarnata</i> Linnaeus	Maracujá	
Polygonaceae	<i>Rumex</i> sp.	Azedinha	Harding (1976)
Portulacaceae	<i>Portulaca oleracea</i> Linnaeus	Beldroega	
Rubiaceae	<i>Ixora coccinea</i> Linnaeus	Ixora	Herzog (1980)
Saxifragiaceae	<i>Hydrangea</i> sp.	Hortênsia	Morishita et al. (1967)
Solanaceae	<i>Capsicum annum</i> L. var. <i>grossum</i> (L.) Sendt.	-	Harding (1976)
	<i>Cyphomandra betacea</i> (Cav.) Sendtner	Tomate	Herzog (1980)
	<i>Lycopersicum esculentum</i> Mill	Tomate	Canerday e Arant (1967)

Continua...

Tabela 2. Conclusão.

Família	Nome científico	Nome comum	Referência
Solanaceae	<i>Nicotiana rustica</i> Linnaeus	Tabaco	Harding (1976)
	<i>Nicotiana tabacum</i> Linnaeus	Tabaco	Crumb (1956)
	<i>Peperomia obtusifolia</i> A. Dietr	Peperômia	Herzog (1980)
	<i>Physalis</i> sp.	Phisalia	Harding (1976)
	<i>Solanun gracile</i> Dunal	-	Herzog (1980)
	<i>Solanum tuberosum</i> Linnaeus	Batata	
	<i>Solanum</i> sp.	-	Harding (1976)
Umbelliferae	<i>Apium graveolens</i> Linnaeus	Aipo	Janes e Genung (1977)
Verbenaceae	<i>Lantana montevidensis</i> (Spreng.) Briq.	Lantana	Herzog (1980)
	<i>Verbena</i> spp.	Verbena	Harding (1976)

do feromônio sexual pelas fêmeas (TUMLINSON et al., 1972). Posteriormente, as fêmeas depositam os ovos individualmente e de preferência na superfície inferior das folhas de soja (MASCARENHAS; PITRE, 1997). Em condições de temperatura e umidade favoráveis (usualmente em condições controladas de criações de laboratório), cada fêmea oviposita, em média, 700 ovos durante a sua vida (CANERDAY; ARANT 1967; JOST; PITRE, 2002; MITCHELL, 1967). Contudo, variações no potencial reprodutivo de *C. includens* foram observadas entre 500 a 1.300 ovos por fêmea (JENSEN et al., 1974).

De 3 a 5 dias após a oviposição, as lagartas, que normalmente passam por seis ínstares, eclodem (MITCHELL, 1967; STRAND, 1990). Shour e Sparks (1981) observaram variação de cinco a sete ínstares, com predominância de seis ínstares (cerca de 92%), quando as lagartas se alimentaram de dieta artificial. A duração desse estágio larval varia de 13 a 20 dias, e o período de ovo à emergência do adulto varia de 27 a

34 dias (Figura 5) (CANERDAY; ARANT, 1967; MITCHELL, 1967; REID; GREENE, 1973). Contudo, a dieta oferecida às lagartas e as condições climáticas têm muita influência sobre essa variação. Por exemplo, em soja e algodoeiro, *C. includens* apresentou a duração do período lagarta-adulto de aproximadamente 26 dias, com cinco-seis ínstaes larvais (MITCHEL, 1967).

Quando ainda pequenas (primeiro ao terceiro ínstar), as lagartas selecionam folhas novas, com baixo teor de fibras (BERNARDI, 2012; KOGAN; COPE, 1974), enquanto lagartas mais desenvolvidas tornam-se menos exigentes, quando passam a se alimentar de folhas mais velhas e mais fibrosas (BERNARDI, 2012; STRAYER; GREENE, 1974). No Brasil, lagartas pequenas assim como grandes de *C. includens* têm sido frequentemente encontradas alimentando-se do terço inferior das plantas e de folhas tenras de ramos secundários de soja e algodão (PAPA; CELOTO, 2007; SANTOS et al., 2010). No primeiro e segundo ínstar apenas raspam as folhas, enquanto, a partir do terceiro ínstar, conseguem perfurá-las, deixando, entretanto, as nervuras centrais e laterais intactas, proporcionando aspecto característico de folhas rendilhadas (Figura 6a), diferente do dano causado por outros desfolhadores (Figura 6b) (BUENO et al., 2007; HERZOG, 1980).

O consumo total médio de folhas de soja por lagartas de *C. includens* relatado na literatura é bastante variável, sendo encontrados valores de 64 cm² a 200 cm² (BUENO et al., 2011b; SANTOS et al., 2010; TRICHILO; MACK, 1989; VAZQUEZ, 1988). Essa variação, conforme também observada para outros lepidópteros, ocorre certamente devido às diferenças nos tipos de folhas utilizadas nos estudos (folhas de casa de vegetação, do campo, de diferentes estágios fenológicos da planta, entre outras). Por exemplo, do quarto ao sexto ínstar as lagartas de *C. includens* consumiram cerca de 80% a mais de área foliar em soja (cultivar Bragg) semeada em casa de vegetação do

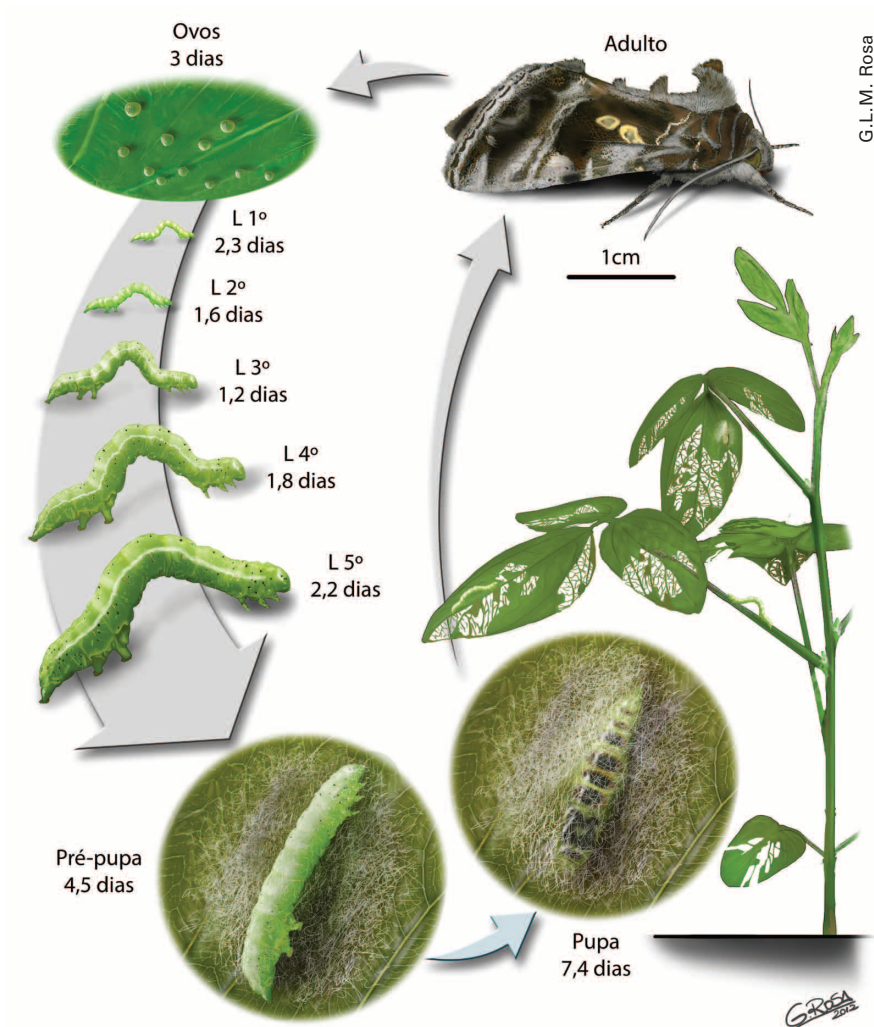


Figura 5. Ciclo de desenvolvimento de *Chrysodeixis includens*.
Fonte: Reid e Greene (1973); Vásquez (1988).

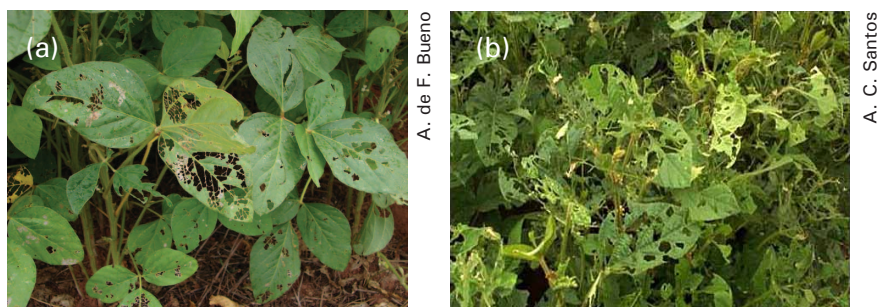


Figura 6. Detalhe do dano da lagarta falsa-medideira *Chrysodeixis includens* (a) comparado ao dano de outros desfolhadores (b).

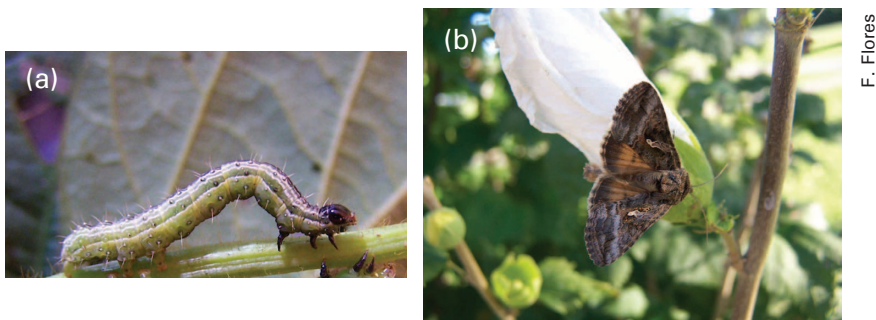
que as alimentadas com folhas completamente desenvolvidas da mesma cultivar, coletadas em campo. Isto pode estar associado às diferentes espessuras dessas folhas (TRICHILO; MACK, 1989). Lagartas alimentadas com folhas da cultivar Bragg, coletadas em campo durante três semanas após o início do florescimento consumiram em média 82 cm² de folha/lagarta, com aproximadamente 97% deste consumo ocorrendo nos três últimos ínstares (REID; GREENE, 1973). Resultados semelhantes foram observados com a cultivar Coodetec 219RR, na qual *C. includens* consumiu 92,7 cm²/lagarta, enquanto o consumo nas cultivares MSoy 6101, MSoy 8787RR e Conquista ficou ao redor de 64 cm²/lagarta (BUENO et al., 2011b).

Os surtos de *C. includens* parecem ser maiores em agroecossistemas onde a soja e o algodão são cultivados nas proximidades. Estudos realizados em Louisiana (EUA) constataram um aumento na longevidade, oviposição e frequência de cópulas, quando foi fornecido o néctar das flores de algodoeiro para adultos de *C. includens*. Isso em parte pode explicar o maior índice populacional de *C. includens* em soja, quando existe área de algodão nas proximidades (JENSEN et al., 1974). Situação semelhante pode ocorrer no Brasil Central, com a sobreposição de áreas de cultivo de soja e algodão (BERNARDI, 2012).

2.2.2. *Rachiplusia nu* (Guenée, 1852) (Lepidoptera: Noctuidae)

A lagarta-do-linho, *R. nu* (sinonímia *Plusia nu*), é uma espécie polífaga (GAMUNDI; BUCHMANN, 1983; GRIOT, 1944) que se alimenta de várias oleaginosas (ABOT; ARAGON, 1987), com ampla distribuição na América do Sul, ocorrendo na Argentina, Bolívia, Brasil, Chile, Paraguai, Peru e Uruguai (ÂNGULO; WEIGERT, 1974; ARTIGAS, 1972; BARBUT, 2008). Sua identificação é relativamente difícil, porque as lagartas (Figura 7a) e as mariposas (Figura 7b) desta espécie são muito semelhantes às de *C. includens* (SOSA-GÓMEZ et al., 2010). A diferenciação entre as lagartas dessas espécies, feita usualmente em campo, com base na coloração das pernas torácicas, não é confiável (JOST; PITRE, 1998). A principal diferença entre lagartas de *R. nu* e *C. includens* é observada na região interna da mandíbula: *C. includens* apresenta dois dentes internos e carenas que não convergem até a margem distal da mandíbula, enquanto *R. nu* possui carenas que atingem a margem da mandíbula, sem a presença de dentes (F. Navarro, comunicação pessoal) (Figura 8).

Pupas de *R. nu*, com duração média de 12,7 dias e peso aproximadamente de 0,2 g, são obtectas, com coloração inicialmente branca, passando a castanho-escuro ou enegrecida, medindo de



F. Flores

Figura 7. Lagarta (a) e adulto (b) de *Rachiplusia nu*.

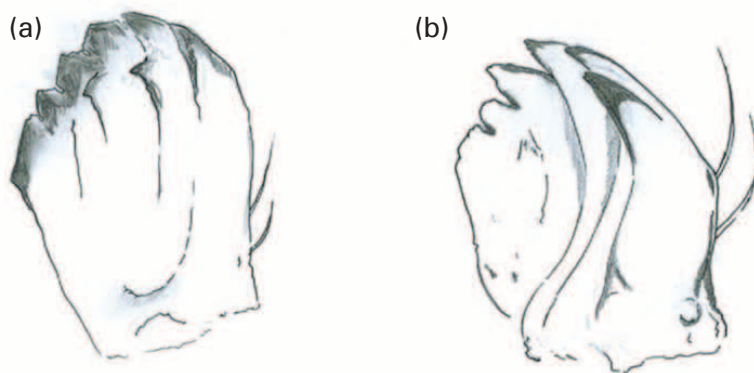


Figura 8. Diferenças morfológicas na região interna da mandíbula de lagartas de *Chrysodeixis includens* (a) e *Rachiplusia nu* (b).

13 a 15,7 mm de comprimento e 4,5 mm de largura (VOGT et al., 2005). É possível diferenciar características para cada um dos sexos no segmento do oitavo, nono e décimo terço apical da pupa, quando visualizada ventralmente (ÂNGULO; WEIGERT, 1974). Dessas pupas irão emergir os adultos de *R. nu* que apresentam asas anteriores com envergadura de 14 mm, suavemente encurvada, com coloração castanho-escura e duas manchas prateadas unidas (Figura 7b), ao contrário de *C. includens* (Figura 4d), em que estas manchas são separadas (ARTIGAS, 1972). Adultos de *R. nu* possuem cabeça com palpo labial alargado, excedendo notavelmente a base antenal, coberto com escamas castanho-escuras mescladas com branco. O segundo segmento é um pouco maior que a metade do diâmetro ocular. Na frente, possuem escamas piliformes, pelos castanho-escuros mesclados com branco e antenas ciliadas. Apresentam tórax com tégulas com escamas e pelos castanhos. As pernas possuem escamas castanho-escuras.

Os ovos de *R. nu*, ovipositados isoladamente e presos por sua base no substrato, são de coloração branco-amarelada, de aproximadamente 0,5 mm de diâmetro e 0,3 mm de altura. A micrópila é ornamentada com estruturas petaloides (ÂNGULO;

WEIGERT, 1974). As lagartas emergem e passam por cinco instares, com duração média de $18,1 \pm 0,3$ a $21,1 \pm 0,2$ dias (VOGT et al., 2005). Essas lagartas apresentam geralmente corpo de cor verde-intensa com comprimento médio de 27 mm. Possui escudo cervical inconspícuo e área ocular castanho-clara. Há uma cerda ocular posterior a uma linha entre os centros dos ocelos, que formam um ângulo agudo. Suas suturas adfrontais não alcançam o seno occipital, apenas atingindo até a metade da sutura epicraneal. Há a presença de espiráculos claros em seu interior e bordas com coloração preta (ARTIGAS, 1972).

Os danos causados por *R. nu* são semelhantes aos de *C. includens* (Figura 6a), ocasionando o aspecto rendilhado dos folíolos da soja, devido à alimentação das lagartas, que preferencialmente atacam o parênquima foliar, deixando as nervuras intactas (SOSA-GÓMEZ et al., 2010). Assim como a maioria dos artrópodes desfolhadores da soja, *R. nu* também causa maior dano nos últimos instares do desenvolvimento. Uma lagarta de quinto instar dura em média 3,3 dias e tem um consumo de 325,4 mg de folha, enquanto que uma lagarta de sexto instar tem duração de 5,2 dias e tem um consumo médio de 876 mg (GAMUNDI; BUCHMANN, 1983). Em média, cada lagarta de *R. nu* consome um total de 1074 mg de folha durante o seu desenvolvimento larval (PEREYRA, 1991).

Rachiplusia nu parece ser mais adaptada a temperaturas mais baixas do que *C. includens*, ocorrendo especialmente no Rio Grande do Sul (região de clima temperado), enquanto *C. includens* predomina nas regiões mais quentes do Brasil (MORAES et al., 1991). Adultos de *R. nu* foram detectados durante todo o ano em Santa Maria-RS ($29^{\circ} 41'S$), indicando que essa espécie pode passar o inverno nessa região (TARRAGO et al., 1977). Também é considerada uma praga de importância econômica na maioria das regiões produtoras de soja da Argentina,

normalmente colonizando campos de soja antes da ocorrência de *A. gemmatalis* (BERCELLINI; MALACALZA, 1994), o que ratifica as diferenças de adaptabilidade entre essas espécies para diferentes faixas de temperatura.

2.3. Outras lagartas desfolhadoras

2.3.1. Lagartas do complexo de *Spodoptera*

Nos últimos anos, a ocorrência de lagartas do gênero *Spodoptera* tem aumentado na cultura da soja, causando reduções importantes na produtividade (BUENO et al., 2010b). Nesse gênero, *Spodoptera cosmioides* (Walker, 1858) e *Spodoptera eridania* (Cramer, 1782) (Lepidoptera: Noctuidae) são as espécies mais importantes na soja, consideradas pragas em expansão nesta cultura, atacando as plantas principalmente na fase reprodutiva (GAZZONI; YORINORI, 1995; SOSA-GÓMEZ et al., 1993). Nessa fase da soja, além das folhas, *S. eridania* e *S. cosmioides* causam também injúrias às vagens, assumindo, assim, importância significativa (SANTOS et al., 2005); por essa razão, sobre essas pragas é discutido em mais detalhes no capítulo específico, destinado a essa guilda de artrópodes (Capítulo 5 – Insetos que atacam vagens e grãos). Além disso, ataques de *Spodoptera* spp. podem também ocorrer em plantas recém-germinadas, quando lagartas de ínstares mais avançados cortam as plantas rente ao solo. Elas causam um sintoma semelhante ao ataque da lagarta-rosca *Agrotis ipsilon* (Hufnagel, 1767) (Lepidoptera: Noctuidae) de redução de estande. O ataque às plântulas de soja no início do desenvolvimento é realizado principalmente por *Spodoptera frugiperda* (J. E. Smith, 1797) (SOSA-GÓMEZ et al., 1993) (para mais detalhes, ver Capítulo 3).

Como desfolhadoras, as lagartas de *Spodoptera* spp. têm grande importância econômica devido à sua voracidade. *S. cosmioides* consome aproximadamente o dobro de área foliar do que as outras espécies de lepidópteros de importância na soja (Tabela 3).

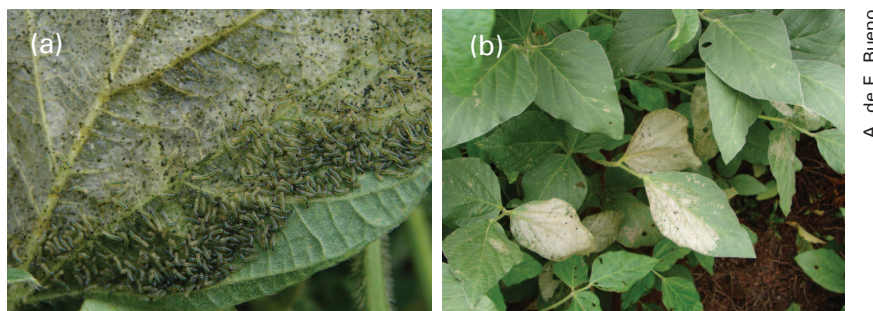
Tabela 3. Consumo foliar (cm²) de diferentes lagartas (Lepidoptera: Noctuidae) alimentadas com folhas de soja de diferentes cultivares.

Espécies	Cultivares de soja ¹			
	Codetec 219RR	MSoy 6101	MSoy 8787RR	Conquista
	----- (cm ²) -----			
<i>Anticarsia gemmatalis</i>	92,6 ± 4,5 bA	74,2 ± 4,2 bcA	94,9 ± 6,3 bA	90,0 ± 3,4 bA
<i>Chrysodeixis includens</i>	92,7 ± 4,5 bA	63,9 ± 7,4 cB	63,9 ± 7,5 cB	64,0 ± 4,5 cB
<i>Spodoptera cosmíodes</i>	183,6 ± 14,9 aA	184,8 ± 8,9 aA	185,4 ± 5,4 aA	175,1 ± 5,7 aA
<i>Spodoptera eridania</i>	107,2 ± 6,9 bA	98,3 ± 11,0 bA	101,9 ± 5,0 bA	86,9 ± 7,2 bA
<i>Spodoptera frugiperda</i>	118,0 ± 6,4 bA	90,0 ± 9,3 bB	115,1 ± 5,7 bA	95,4 ± 8,2 bAB
CV (%)	10,4			

¹ Médias seguidas pelas mesmas letras maiúsculas, na linha, e minúsculas, na coluna, não diferem estatisticamente entre si (Tukey a 5% de probabilidade). Resultados originais seguidos pela estatística realizada nos dados transformados em \sqrt{X} .

Fonte: Adaptada de Bueno et al. (2011b).

Mariposas dessa espécie ovipositam massas de ovos com camadas sobrepostas que podem conter mais que 100 ovos por postura. Ao contrário de outras espécies do gênero, *S. cosmioides* e *S. eridania* não apresentam hábito canibal. Assim, as lagartas neonatas dessas espécies, ao eclodirem, se alimentam agrupadas por alguns dias, quando apenas raspam as folhas (Figura 9 a e b). Posteriormente, dispersam-se pela lavoura onde irão consumir folhas e vagens de soja, podendo causar perdas significativas nas lavouras, se não forem manejadas corretamente.



A. de F. Bueno

Figura 9. Lagartas neonatas de *Spodoptera* spp. (a) e sintoma da injúria causada na folha de soja (b).

As lagartas do grupo *Spodoptera*, quando atacam a soja na fase reprodutiva da lavoura, costumam se abrigar no interior das plantas, próximo à região das vagens e, com isso, ficam protegidas dos inseticidas, que, muitas vezes, têm dificuldades para atingi-las. Essa dificuldade ocorre devido ao “efeito guarda-chuva”, causado pelas plantas bem desenvolvidas, cujas folhas formam uma barreira protetora de difícil penetração pelos produtos. Felizmente, essas lagartas têm um grande grupo de agentes de controle biológico que usualmente as mantêm sob controle (para mais detalhes ver Capítulo 8 – Inimigos naturais das pragas da soja). Entretanto, na última década, o uso

de inseticidas tem crescido muito na soja. Esse uso abusivo e errôneo de agrotóxicos na cultura tem eliminado esses inimigos naturais, fazendo que as populações dessas pragas, anteriormente consideradas secundárias, causem prejuízos em muitas regiões produtoras (BUENO et al., 2010a).

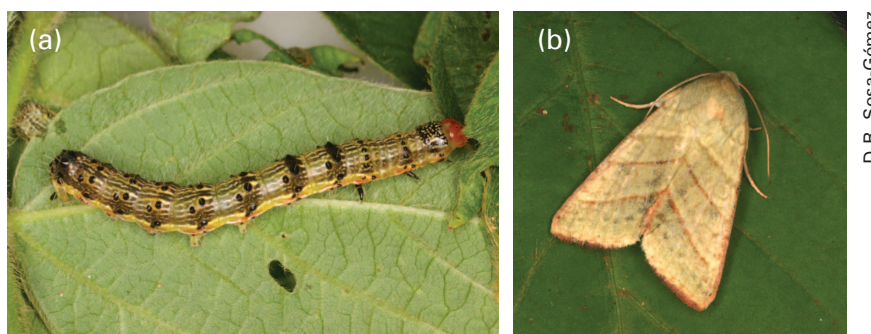
2.3.2. Lagartas de *Heliothis virescens* (Fabricius, 1781)

A lagarta-da-maçã do algodoeiro, *H. virescens*, é uma espécie que ocorre em regiões tropicais e subtropicais e encontra-se amplamente distribuída na América do Sul e América do Norte (FITT, 1989). De acordo com Capinera (2001), *H. virescens* é uma espécie nativa dos EUA, apesar de Poole et al. (1993) terem anteriormente sugerido que o centro de diversidade da espécie seja o Brasil. A capacidade de dispersão é um fator importante para o sucesso de *H. virescens* como praga. Os movimentos locais dentro das culturas e entre hospedeiros alternativos nas proximidades são de suma importância na dinâmica sazonal dessa praga, especialmente nos mais diversos sistemas de cultivo onde os locais de alimentação e de oviposição podem estar permanentemente disponíveis (FITT, 1989). Os adultos são migrantes facultativos, podendo migrar em resposta às más condições locais para a reprodução (FITT, 1989). De acordo com Schneider (1999), *H. virescens* apresenta movimentos de longo alcance. Por meio da técnica de marcação, liberação e recaptura, a distância média percorrida por esta espécie, foi de 10 km em ambientes heterogêneos no oeste do Mississippi (EUA).

No Brasil, estudos de marcadores moleculares de populações de *H. virescens* oriundas das principais regiões produtoras de algodão e soja demonstraram que há pouca diferença genética entre as populações, em relação à localização geográfica, safra ou cultura; a maioria das variações foi observada dentro das

populações (ALBERNAZ, 2011). Ainda esses autores sugerem que a expansão demográfica de *H. virescens* no país é recente.

As lagartas (Figura 10a) têm coloração que varia de verde-amarelada a marrom-avermelhada, até próximo à preta. A maioria possui listras pálidas, longitudinais ao corpo e pequenos pontos escuros em todos os segmentos. Os adultos têm a coloração marrom-clara com tonalidade geral esverdeada e apresentam três listras brancas transversais, em relação à largura das asas (Figura 10b).



D.R. Sosa-Gómez

Figura 10. Lagarta (a) e adulto (b) de *Heliothis virescens*.

No Brasil, *H. virescens* é uma das pragas-chaves da cultura do algodão e, geralmente, considerada praga secundária da soja (KOGAN; TURNIPSEED, 1987; WHEELER; SLANSKI JR, 1991). Entretanto, nos últimos anos, este inseto também tem se destacado como importante problema fitossanitário na cultura da soja, principalmente nas regiões produtoras do Cerrado, dependendo das plantas vizinhas e da fenologia da leguminosa (STINNER et al., 1980; TOMQUELSKI; MARUYAMA, 2009). Isto é devido provavelmente ao fato de *H. virescens* ser uma espécie polífaga, capaz de se alimentar em algodão, soja, tabaco, tomate, milho, girassol e feijoeiro (FITT, 1989), entre outras espécies cultivadas ou não. Além disso, o inseto é uma praga com alto potencial

reprodutivo, sendo que cada fêmea pode ovipositar de 500 a 800 ovos durante sua vida reprodutiva (MORETI, 1980). O tempo total de uma geração é relativamente curto (aproximadamente 45 dias), o que, combinado com sua alta fecundidade, permite que *H. virescens* tenha uma grande capacidade de aumento populacional e sobreposição de gerações (MORETI, 1980). Portanto, o inseto pode se tornar uma praga ainda mais importante em lavouras de soja, especialmente em áreas onde o algodão é abundante e a soja se encontra no estágio vegetativo.

A distribuição da praga nas lavouras não é uniforme e ocorre em alguns talhões, o que reforça a necessidade de amostragens periódicas (DEGRANDE; VIVAN, 2010). A praga pode se alimentar durante todos os estágios de desenvolvimento da soja. Em geral, as lagartas comem vagens, mas podem, também, se alimentar de folhas e brotos terminais da planta (DEGRANDE; VIVAN, 2010; STINNER et al., 1980). Segundo Nadgauda e Pitre (1983), lagartas neonatas alimentando-se de folhas trifolioladas novas de soja por 4 dias, e posteriormente de pequenas vagens e sementes em estágios iniciais, tiveram sobrevivência 24% (20 °C), 34% (25 °C) e 17% (30 °C) maior em comparação com lagartas criadas em algodão, nas mesmas condições. Embora aparentemente a preferência da praga seja pelas estruturas reprodutivas da soja (aspecto abordado no Capítulo 5), dependendo do genótipo, ao se alimentar de folhas, a sobrevivência, o tempo de desenvolvimento e o peso larval de *H. virescens* foi 76%, 23,6 dias e 0,17 g, respectivamente (PORTILLO; PITRE, 1992). Não foram encontrados dados publicados relacionados ao consumo foliar da praga em soja. Entretanto, em ensaios de laboratório (25 °C, UR 70%) realizados em Goiânia, durante a fase larval, *H. virescens* consumiu, em média, 145 cm² de folha de soja e 126 cm² de algodão (E. Hirose, dados não publicados).

No Brasil, *H. virescens* começou a preocupar os produtores do Centro-Oeste nas últimas safras, sendo o sistema de rotação soja-algodão considerado uma das causas do aumento das populações desta praga (TOMQUELSKI; MARUYAMA, 2009). Trata-se de uma praga de difícil controle, sendo os níveis de desfolha os mesmos considerados para os demais desfolhadores da soja (DEGRANDE; VIVAN, 2011).

2.3.3. *Omiodes indicata* (Fabricius, 1775) (Lepidoptera: Pyralidae)

A lagarta enroladeira, *O. indicata*, também conhecida na literatura científica pela sinonímia *Hedylepta indicata* (Fabricius, 1775), tem coloração verde-escura, aspecto oleoso (Figura 11a). Pode medir de 12 a 15 mm, ao final do desenvolvimento larval, que dura de 14 a 28 dias e é composto por cinco instares (DE BORTOLI et al., 1982; SOSA-GÓMEZ et al., 2010). As lagartas são muito ativas e reagem quando tocadas (DE BORTOLI et al., 1982), sendo facilmente reconhecidas por possuir o hábito de enrolar ou unir os folíolos da soja. Isto é feito através de secreções e fios de seda, formando assim um abrigo onde a lagarta passa toda a fase larval, alimentando-se do parênquima foliar da

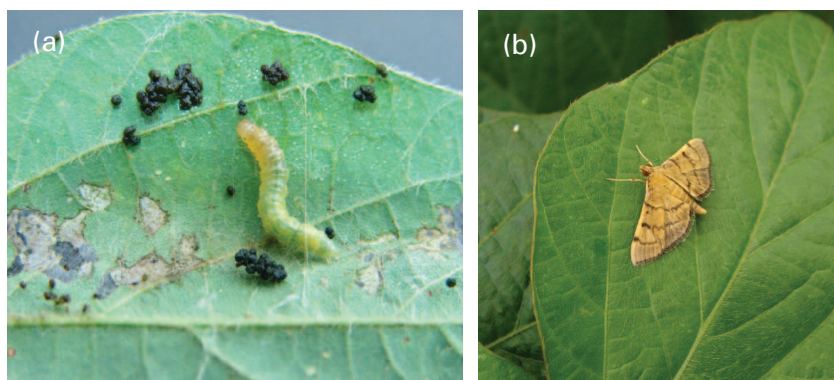


Figura 11. Lagarta (a) e adulto (b) de *Omiodes indicata*.

face abaxial dos folíolos e, portanto, diminuindo a área e a capacidade fotossintética da planta (GAZZONI et al., 1994; SOSA-GÓMEZ et al., 2010).

A pupa dura de 5 a 16 dias, é de cor castanho-clara ou marrom e mede de 8 mm a 10 mm. Ela permanece protegida num abrigo construído pelas lagartas com folhas enroladas, até a emergência dos adultos (DE BORTOLI et al., 1982; GAZZONI et al., 1994; SOSA-GÓMEZ et al., 2010). Os adultos dessa espécie são pequenas mariposas amarelo-alaranjadas, medindo de 18 a 28 mm de envergadura de asas, com três listras difusas castanho-escuras nas asas anteriores, sendo que duas destas listras apresentam continuidade nas asas posteriores (Figura 11b) (DE BORTOLI et al., 1982; CHIEN et al., 1984; SOSA-GÓMEZ et al., 2010). A longevidade dos adultos é de 7 a 14 dias, período em que cada fêmea oviposita entre 165 a 466 ovos. Após 3 a 10 dias, eclodem as primeiras lagartas, que, logo a seguir, começam a enrolar as folhas, reiniciando o ciclo (DE BORTOLI et al., 1982; CHIEN et al., 1984).

Esta praga ocorre nas regiões tropicais e subtropicais, onde tem sido relatada atacando principalmente leguminosas, destacando-se as culturas da soja, do caupi [*Vigna unguiculata* (L.) Walp], do feijão e do guandu. Além dessas, ocasionalmente, *O. indicata* também pode ser encontrada em outras plantas da família Fabaceae. Sua ocorrência na soja tem sido relatada na Ásia (Japão, Coréia, Filipinas e Taiwan), nos EUA, na República Dominicana, em Porto Rico, em Cuba, na Nicarágua, no Suriname, na Guiana Francesa e no Brasil. Embora seja amplamente distribuída no Brasil, ainda é considerada como praga secundária da cultura da soja, apesar de alguns surtos populacionais intensos já terem sido registrados. Por exemplo, esta espécie ocorreu em altas populações na soja nas safras 2004/2005 e 2009/2010, no norte do Paraná, Mato Grosso do Sul, Mato Grosso, Goiás,

oeste da Bahia, sul do Maranhão, bem como no sul do Piauí, Tocantins e Pará (M.C. Meyer, F. Moscardi e D.R. Sosa-Gómez, comunicação pessoal).

2.4. Coleópteros

Surtos de coleópteros desfolhadores podem ocorrer na cultura da soja. Apesar de reduzirem a área foliar da soja, esses insetos raramente atingem populações que possam afetar negativamente a produtividade da cultura. Estão representados especialmente pelos besouros da família Chrysomelidae, compreendendo o complexo de vaquinhas e algumas espécies da família Curculionidae.

2.4.1. *Diabrotica speciosa* (Germar, 1824) (Coleoptera: Chrysomelidae)

Os adultos de *D. speciosa*, também conhecidos como vaquinha-verde ou patriota, habitam a parte aérea das plantas cultivadas. Apresentam coloração geral verde com três manchas amarelas ou alaranjadas sobre cada élitro, cabeça marrom-avermelhada e medem de 5 a 6 mm de comprimento (Figura 12a) (PINTO et al., 2008). A postura, com cerca de 30 ovos por massa, é colocada sobre as partes subterrâneas da planta e o período de incubação dura em média 8 dias (SOSA-GÓMEZ et al., 2010). A larva de *D. speciosa* é de coloração amarelo-pálida, tendo o tórax, a cabeça e as pernas torácicas pretas (Figura 12b). Essas larvas vivem no solo e, quando totalmente desenvolvidas, medem de 10 a 12 mm de comprimento e 1 mm de diâmetro, completando o período larval em aproximadamente 23 dias. Posteriormente, a fase de pupa, que dura em torno de 17 dias, também ocorre no solo, de onde emergirão os adultos. Como a maioria dos insetos, a duração desses diferentes estádios do desenvolvimento pode ser severamente afetada pelas condições climáticas (temperatura e umidade) e pela planta hospedeira (ÁVILA; PARRA, 2002). Desse modo, a diversidade de

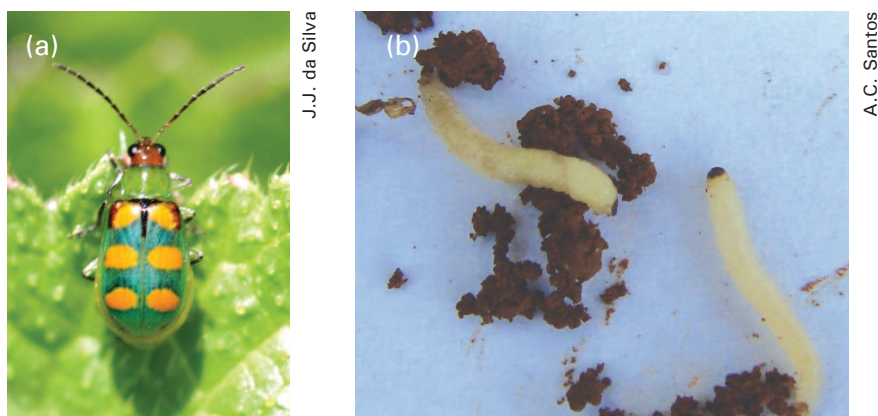


Figura 12. Adulto (a) e larva (b) de *Diabrotica speciosa*.

plantas hospedeiras no campo pode influenciar o comportamento e a capacidade de postura dessa praga na cultura principal (MARQUES et al., 1999).

2.4.2. *Cerotoma arcuata* (Olivier, 1791) (Coleoptera: Chrysomelidae)

Adultos de *C. arcuata* (Figura 13a) são besouros com o formato do corpo semelhante à vaquinha-patriota, mas de coloração bege, com quatro manchas marrom-escuras, duas grandes e duas pequenas, em cada élitro, e medem cerca de 5 mm de comprimento (SOSA-GÓMEZ et al., 2010). Os ovos medem 0,8 mm, têm formato ovalado e permanecem em incubação de 22 a 6 dias entre as temperaturas de 18 °C a 32 °C, respectivamente. A larva é branca, com a cabeça preta, podendo medir até 10 mm. Nessa fase, que dura entre 43 e 17 dias nas temperaturas de 18 °C a 32 °C, respectivamente, a larva alimenta-se dos nódulos de rizóbio. Esse dano reduz a disponibilidade de nitrogênio para a planta, podendo afetar negativamente a produção de grãos de soja em ataques extremos da praga (HOFFMANN-CAMPO et al., 2000; NAVA; PARRA, 2003).

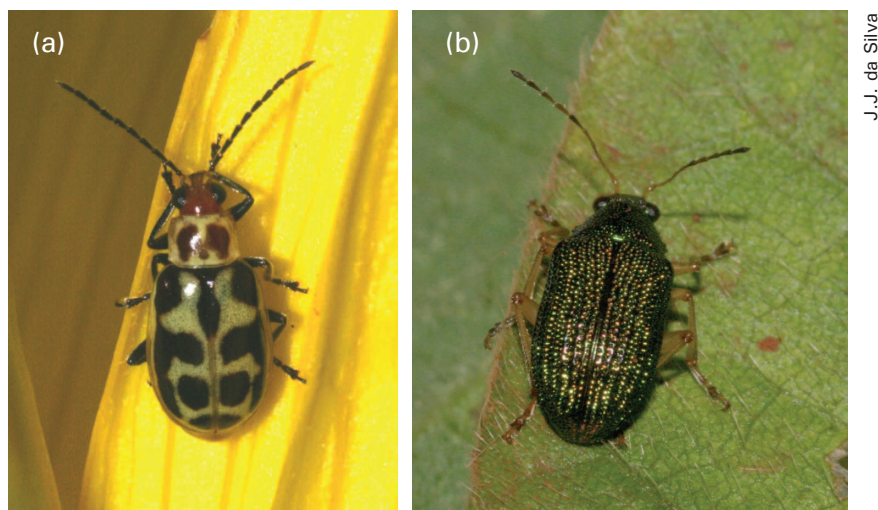


Figura 13. Adulto das vaquinhas *Cerotoma arcuata* (a) e *Colaspis* sp.(b).

2.4.3. *Colaspis* sp. (Coleoptera: Chrysomelidae)

Adultos de *Colaspis* sp. medem 5 mm e, em geral, são verde-metálicos, apresentando sulcos e pontuações em toda a extensão das asas (Figura 13b). Os ovos têm tamanho inferior a 1 mm e são branco-amarelados. A larva pode medir até 7 mm, apresentando cor branco-acinzentada (SOSA-GÓMEZ et al., 2010).

Distribuição geográfica, danos e biologia dos crisomelídeos

As vaquinhas são insetos com uma ampla distribuição no continente americano (CABRERA WALSH, 2003). São bastante polípagas, alimentando-se de um grande número de espécies vegetais (LAUMANN et al., 2004). Estes crisomelídeos são normalmente encontrados em pequeno número durante todo o ciclo de desenvolvimento da cultura da soja. Apesar de raro, surtos populacionais podem acontecer e estão usualmente relacionados a desequilíbrios ecológicos ocasionados pelo uso

abusivo de agrotóxicos no sistema produtivo. Surto desses insetos têm ocorrido no Rio Grande do Sul, Paraná, São Paulo, Goiás e Mato Grosso.

Na soja, os adultos de crisomelídeos atacam folhas e, mais raramente, brotos, flores e pólen. Eles têm preferência pelas folhas mais tenras, fazendo pequenos orifícios, porém com pouca capacidade de causar grande desfolha. Assim, normalmente, o controle não é necessário. É comum haver maior incidência e desfolha nas bordas das lavouras, próximo da vegetação natural (SOSA-GÓMEZ et al., 2010), o que pode eventualmente exigir um controle localizado nessas reboleiras de maior ataque. As larvas que vivem no solo se alimentam das raízes da soja e de plantas daninhas e podem, quando em altas infestações, reduzir em até 45% a nodulação e a capacidade de fixação de nitrogênio nas plantas de soja (LAYTON, 1983). Em condições brasileiras, as populações de larvas no solo são em geral baixas, não exigindo um controle específico (SOSA-GÓMEZ et al., 2010). Em ensaios de laboratório, Nava et al. (2003) observaram que 30 larvas por planta foram suficientes para reduzir significativamente a produtividade de soja, mas essa redução foi maior em plantas mais novas, quando comparadas com planta já desenvolvidas. Entretanto, é importante salientar que ainda pouco se sabe a respeito desse dano indireto causado pelas larvas em soja. Assim, a recomendação de controle é normalmente baseada no nível de desfolha (HOFFMANN-CAMPO et al., 2000).

2.4.4. *Aracanthus mourei* (Rosado Neto, 1981) (Coleoptera: Curculionidae)

A fase larval deste inseto ocorre no solo, podendo durar aproximadamente 11 meses. O adulto, comumente denominado de torrãozinho, é um pequeno besouro de cor marrom, com cerca de 4 a 5 mm de comprimento e saliências nas asas duras (élitros) que lembram partículas de solo (Figura 14a) (SOSA-GÓMEZ et

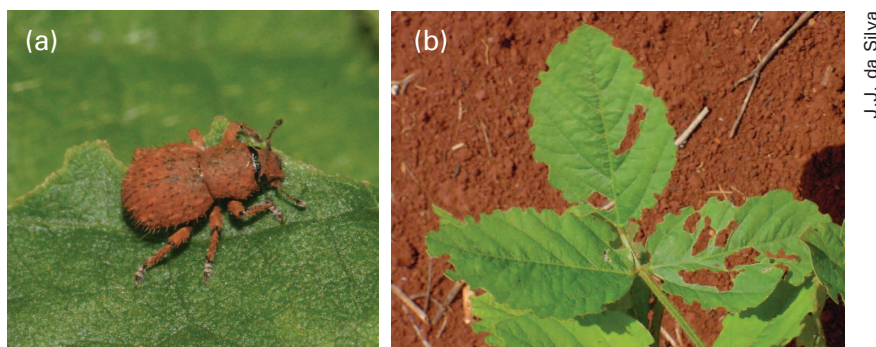


Figura 14. Adulto (a) e dano (b) causado por *Aracanthus* sp. na soja.

al., 2010). Ele é sempre encontrado coberto de terra para mimetizar os torrões menores do solo, de onde originou o seu nome popular de torrãozinho. Quando perturbado, o besouro lança-se ao solo, fingindo-se de morto por algum tempo. Esse comportamento, aliado ao mimetismo com os torrões de terra, dificulta sua visualização no campo (GOMEZ; ÁVILA, 2002).

Os adultos iniciam a infestação da lavoura de soja pelas bordaduras, junto a estradas vicinais da propriedade ou a talhões de milho, próximos da soja, onde se verifica uma concentração maior deste inseto. A injúria, causada pelos adultos, caracteriza-se por pequenos orifícios e um serrilhado característico nas bordas dos folíolos (Figura 14b), podendo atingir os pecíolos (SOSA-GÓMEZ et al., 2010). Os danos são mais graves quando o ataque ocorre na fase inicial do desenvolvimento das plantas. Em áreas com população elevada, o inseto também pode atacar a gema apical ou até mesmo cortar o caule da planta recém-emergida. Isso diminui o estande da lavoura, fazendo com que, em casos extremos, seja necessário replantar a soja.

O primeiro registro de *Aracanthus* sp. em soja ocorreu em Palmeiras das Missões-RS, na safra 1976/77 (ROSADO-NETO, 1981). A partir de meados da década de 1980, surtos de *A. mourei*

também ocorreram em soja nos Estados do Paraná, de São Paulo e do Mato Grosso do Sul. Esse inseto é de ocorrência comum em lavouras de soja no norte do Paraná e podem ocorrer em grandes populações. Contudo, sua capacidade de desfolha é reduzida e, por isso, aplicações de inseticidas são, geralmente, desnecessárias (SOSA-GÓMEZ et al., 2010). Esta espécie também ocorre em outras plantas cultivadas, como feijão (*Phaseolus* sp.), trigo (*Triticum vulgare* L.) e quiabo [*Abelmoschus esculentus* (L.) Moench], além de atacar plantas daninhas como o amendoim-bravo (*Euphorbia heterophylla* L.) e a trapoeraba (*Commelina benghalensis* L.) (CORSO et al., 2002).

2.5. Mosca-branca (Hemiptera: Aleyrodidae)

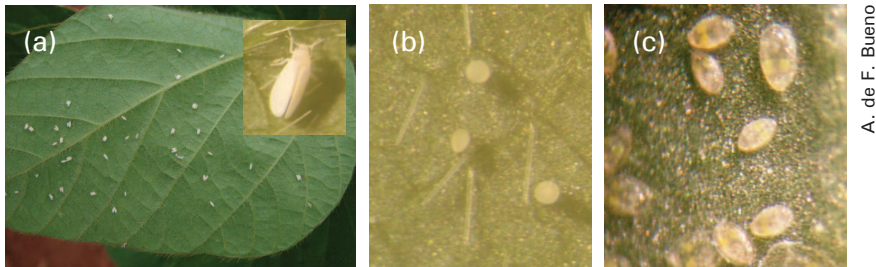
Bemisia tabaci (Gennadius, 1889) foi primeiramente descrita em plantios de fumo (*Nicotiana tabacum* L.) na Grécia, em 1889, como *Aleyrodes tabaci* Gennadius, 1889. Apesar do nome comum de mosca-branca, devido a sua aparência similar a um díptero, este inseto trata-se de um hemíptero da família Aleyrodidae. Em 1914, sua classificação foi revista, mudando para o gênero *Bemisia* e dando origem à *Bemisia inconspicua* (Quaintance, 1900). Em 1936, essa praga recebeu nova classificação, agora como *B. tabaci* (PERRING, 2001). Nesse grupo de insetos, há, na verdade, uma grande diversidade de biótipos atualmente identificados. Diferenças na biologia e no comportamento entre populações de *B. tabaci* fizeram com que alguns taxonomistas considerassem essa “nova mosca-branca” como outra espécie (*Bemisia argentifolii* Bellows & Perring, 1994). Entretanto, atualmente, é consenso geral que, na verdade, trata-se de outro biótipo denominado de “biótipo B” ou “raça B”, e que as populações de *B. tabaci* anteriores ao aparecimento do “biótipo B” denominam-se “biótipo A” ou “raça A”, entre outras denominações (BELLOWS JR et al., 1994).

Nos dias atuais, o “biótipo A” em condições de campo foi substituído, quase na totalidade, pelo “biótipo B” (LIMA et al., 2002), principalmente devido à sua maior agressividade, com uma taxa de reprodução aproximadamente 30% maior. Além disso, *B. tabaci* biótipo B tem maior taxa de alimentação e produção de “honeydew” e, conseqüentemente, de fumagina. É também mais tolerante ao frio, apresenta maior gama de hospedeiros e tem maior capacidade de indução de anomalias fisiológicas e de transmissão de viroses, além de maior resistência aos inseticidas. Assim, o biótipo B é uma praga muito mais importante que o biótipo A de *B. tabaci* (BROWN et al., 1995).

Existem vários relatos de outros biótipos ocorrendo em diversas culturas, sendo a separação dessas raças ainda muito difícil de ser realizada sem a utilização de técnicas de biologia molecular. Isto acarreta dificuldades na identificação dos biótipos e, conseqüentemente, possíveis erros na separação entre eles, principalmente em nível de campo. Sendo assim, mais estudos nesse assunto ainda precisam ser conduzidos. Alguns trabalhos recentes indicam a predominância da *B. tabaci* biótipo B nas lavouras de soja no Brasil (SOSA-GÓMEZ et al., 2010).

O ciclo biológico da mosca-branca é dividido na fase de ovo, quatro ínstares ninfais e adulto. Apenas o primeiro ínstar é móvel por alguns minutos, até localizar o local mais adequado na planta para se fixar. Posteriormente, as ninfas passam imóveis, sendo o último ínstar incorretamente denominado de “pupa” ou “pseudopupa” e, finalmente, os adultos (machos e fêmeas). Esses adultos medem cerca de 1,0 mm de comprimento, sendo a fêmea ligeiramente maior que o macho. Os insetos nesse estágio têm o dorso amarelo-pálido, possuindo dois pares de asas membranosas de cor branca (Figura 15a).

Os ovos (Figura 15b), de tamanho aproximado de 0,2 mm, são colocados na face inferior das folhas jovens. Eles possuem



A. de F. Bueno

Figura 15. Adultos (a), ovos (b) e ninfas (c) de mosca-branca.

um formato alongado, com um pedúnculo de cor branco-amarelada nas primeiras horas após a deposição dos ovos, e passam para a coloração marrom-escura no final dessa fase, que leva cerca de 5 a 7 dias antes do início da eclosão das ninfas. Entretanto, esse tempo é geralmente variável em função das condições climáticas e do hospedeiro (OLIVEIRA; SILVA, 1997).

As ninfas são transparentes, ovais e medem de 0,3 a 0,7 mm, dependendo do estágio que se encontra (Figura 15c) (SOSA-GÓMEZ et al., 2010). As ninfas de segundo e terceiro ínstar possuem um formato oval, são sésseis e translúcidas, medindo em torno de 0,4 e 0,5 mm, respectivamente. O quarto ínstar é dividido em três fases morfologicamente distintas. Inicialmente, a ninfa é achatada, translúcida, com apêndices rudimentares. Em seguida, torna-se opaca e cerosa, medindo aproximadamente 0,6 mm de comprimento e, finalmente, a última fase com uma pigmentação amarelo-esbranquiçada semelhante à do adulto (OLIVEIRA; SILVA, 1997).

Distribuição geográfica e estacional

A mosca-branca é um inseto cosmopolita e amplamente distribuído no mundo, tem hábito sugador e é de grande importância econômica em diversas culturas, devido aos prejuízos causados às plantas (ZUCCHI et al., 1993). A ocorrência da mosca-branca nas Américas foi relatada em 1897 nos Estados

Unidos da América, quando a espécie *A. inconspicua* foi observada atacando batata (*Solanum tuberosum* L.). No Brasil, a primeira ocorrência da mosca-branca foi em 1928 em *Euphorbia hirtella* Boiss., sendo a espécie descrita como *Bemisia costalimai* Bondar, 1928 (OLIVEIRA et al., 2001) que, mais tarde, foi constatada ser uma sinonímia de *B. tabaci*.

Plantas hospedeiras

Devido ao seu hábito cosmopolita, essa praga ocorre em ampla faixa de plantas hospedeiras de interesse agrônomo (BROWN et al., 1995). Entre os diversos hospedeiros, encontram-se principalmente as plantas das famílias Fabaceae, Cucurbitaceae, Malvaceae, Solanaceae (LOURENÇÃO; NAGAI, 1994), sendo identificadas até o momento mais de 600 espécies vegetais, entre as quais se incluem as plantas presentes na Tabela 4.

Aspectos bioecológicos

Esse inseto tem uma grande capacidade reprodutiva, o que aumenta o seu potencial de dano às culturas hospedeiras. Cada fêmea pode ovipositar de 100 a 300 ovos durante todo seu ciclo de vida (BROWN; BIRD, 1992), dependendo da alimentação e temperatura. Apesar desse enorme potencial biótico, sua ocorrência no país, não ocasionou prejuízos econômicos até 1968, quando os primeiros surtos de mosca-branca ocorreram na cultura do algodão (*Gossypium hirsutum* L.) (COSTA et al., 1973). Posteriormente, na região de Campinas-SP, foram observadas altas populações dessa praga, nas culturas de tomate, abóbora e algodão (LOURENÇÃO; NAGAI, 1994). Os primeiros surtos em soja foram detectados em janeiro de 1996, no norte do Estado do Paraná e no município de Pedrinhas no Estado de São Paulo, provocando perdas entre 30 e 80%. Na safra de 1997/98, danos de até 100% na cultura da soja foram relatados no município de Miguelópolis, no norte do estado de São Paulo (LOURENÇÃO et al., 1999). E, recentemente as infestações

Tabela 4. Plantas hospedeiras da mosca-branca *Bemisia tabaci*.

Família	Nome científico	Nome comum	Referência
Acanthaceae	<i>Justicia atroata</i> Linnaeus	-	
Amaranthaceae	<i>Amaranthus</i> spp.	Caruru	
Apiaceae	<i>Daucus carota</i> var. <i>sativa</i> Linnaeus	Cenoura	
Apocynaceae	<i>Nerium oleander</i> Linnaeus	Espirradeira, oleandro, flor-de-são-josé, loandro, loureiro-rosa, loandro-da-índia	
Berberidaceae	<i>Nandina domestica</i> Thunberg	Nandim do Japão	Bayhan et al. (2006)
Bignoniaceae	<i>Catalpa bignonioides</i> Walt.	Catalpa	
	<i>Campsis radicans</i> (Linnaeus)	Trombeta chinesa	
Calycanthaceae	<i>Calycanthus floridus</i> (Linnaeus)	-	
Capparaceae	<i>Capparis ovata</i> Desf.	-	
Capparidaceae	<i>Gynandropsis pentaphylla</i> DC.	Muzambe	Fernandes (2004)
	<i>Capparis spinosa</i> Linnaeus	Mangava-brava	
Caprifoliaceae	<i>Lonicera japonica</i> Thunb.	Madressilva	
	<i>Viburnum opulus</i> Linnaeus	Noveleiro	Bayhan et al. (2006)
	<i>Viburnum tinus</i> Linnaeus	Folhado	

Continua...

Tabela 4. Continuação.

Família	Nome científico	Nome comum	Referência
Caprifoliaceae	<i>Weigela florida</i> (Bunge) ADC	-	
Chenopodiaceae	<i>Chenopodium album</i> Linnaeus	-	Bayhan et al. (2006)
	<i>Beta vulgaris</i> Linnaeus		
Cistaceae	<i>Cistus</i> spp.	-	
	<i>Chrysanthemum segetum</i> Linnaeus	Estrela-de-ouro	
Compositae	<i>Eupatorium</i> sp.	Botão-azul	Farias e Matos (2005)
	<i>Bidens pilosa</i> Linnaeus	Picão-preto	Silva et al. (2010)
	<i>Sonchus oleraceus</i> Linnaeus	Serralha	Lourenção e Nagai (1994)
	<i>Gerbera jamepsonii</i> Bohis & Hook	Gérbera	
	<i>Conyza</i> spp.	-	
	<i>Helianthus annuus</i> Linnaeus	Girassol	
	<i>Lactuca serriola</i> Linnaeus	Alface-selvagem	Bayahan et al. (2006)
	<i>Sonchus</i> spp.	-	
	<i>Xanthium strumarium</i> Linnaeus	Bardana	
	<i>Convolvulus arvensis</i> Linnaeus	Enredadeira	
Caprifoliaceae	<i>Ipomoea</i> spp.	Corda-de-violão	

Continua...

Tabela 4. Continuação.

Família	Nome científico	Nome comum	Referência
Cruciferae	<i>Raphanus raphanistrum</i> Linnaeus	Sergaço	
	<i>Alliaria petiolata</i> (Bieb) Cavara & Grande	-	
	<i>Brassica oleracea</i> Linnaeus	Brocoli	
	<i>Brassica kaber</i> (DC) Wheeler	Mostaza	Bayhan et al. (2006)
	<i>Lepidium virginicum</i> Linnaeus	-	
Cucurbitaceae	<i>Citrullus lanatus</i> (Thumb.) Matsum. & Nakai	Melancia	
	<i>Cucurbita maxima</i> Duch.	Abóbora	
	<i>Cucumis sativus</i> Linnaeus	Pepino	
	<i>Cucumis melo</i> Linnaeus	Melão	
	<i>Cucurbita pepo</i> Linnaeus	Abobrinha	Fernandes (2004)
	<i>Momordica charantia</i> Linnaeus	Maxixe	
	<i>Momordica balsamina</i> Linnaeus	Melão-de-são-caetano	
Ebenaceae	<i>Diospyros kaki</i> Thumb.	Caqui	
Euphorbiaceae	<i>Ricinus communis</i> Linnaeus	mamoneira, palma-de-cristo	Bayhan et al. (2006)
	<i>Euphorbia</i> spp.	Leiteiro	

Continua...

Tabela 4. Continuação.

Família	Nome científico	Nome comum	Referência
Euphorbiaceae	<i>Mercurialis annua</i> Linnaeus	Mercurial, urtiga-morta	Bayhan et al. (2006)
	<i>Dalechampia</i> sp.	-	Fernandes (2004)
Fagaceae	<i>Quercus coccifera</i> Linnaeus	Carrasco, carrasqueiro	
Hydrangeaceae	<i>Hydrangea macrophylla</i> (Chenery)	Hortência	
Juglandaceae	<i>Caria illinoensis</i> (Wangenh) Koch	-	
	<i>Juglans nigra</i> Linnaeus	Nogueira americana	
	<i>Lamium amplexicaule</i> Linnaeus	-	
Labiatae	<i>Mentha</i> spp.	-	
	<i>Salvia</i> spp.	-	
	<i>Stachys arvensis</i> Linnaeus	Falsa-hortelã	Bayhan et al. (2006)
Lauraceae	<i>Laurus nobilis</i> Linnaeus	Louro	
	<i>Persea americana</i> Mill.	Abacateiro	
Leguminosae	<i>Vigna unguiculata</i> (L.) Walp.	feijão-de-corda, caupi	
	<i>Trifolium repens</i> Linnaeus	Trevo-branco	
	<i>Physalis alkekengi</i> Linnaeus	Alquequenje	
	<i>Erythrina crista-galli</i> Linnaeus	Mulungu, corticeira-do-banhado	

Continua...

Tabela 4. Continuação.

Família	Nome científico	Nome comum	Referência
Leguminosae	<i>Dalbergia sissoo</i> Roxb.	-	
	<i>Cercis siliquastrum</i> Linnaeus	Olaia	
	<i>Bauhinia variegata</i> Linnaeus	Pata-de-vaca	
	<i>Acacia dealbata</i> Link	Mimosa	Bayhan et al. (2006)
	<i>Medicago sativa</i> Linnaeus	Alfafa	
	<i>Arachis hypogea</i> Linnaeus	Amendoim	
	<i>Phaseolus vulgaris</i> Linnaeus	Feijão	
	<i>Glycine max</i> (L.) Merrill	Soja	
	<i>Vigna unguiculata</i> (L.) Walp.	Caupi	Fernandes (2004)
	<i>Lagerstroemia indica</i> Linnaeus	Resedá, árvore-de-jupiter	
Lythraceae	<i>Malva</i> spp.	-	
	<i>Malvella sherrardiana</i> Linnaeus	-	
	<i>Albutilon</i> spp.	-	Bayhan et al. (2006)
	<i>Alcea striata</i> (DC.) Alef.	-	
	<i>Hibiscus</i> spp.	-	
	<i>Gossypium</i> spp.	Algodão	

Continua...

Tabela 4. Continuação.

Família	Nome científico	Nome comum	Referência
Malvaceae	<i>Sida rhombifolia</i> Linnaeus	Guanxuma	Lourenção e Nagai (1994)
	<i>Herissantian</i> sp.	Malva-branca ou lava-prato	Fernandes (2004)
Moraceae	<i>Morus alba</i> Linnaeus	Amoreira	
	<i>Morus nigra</i> Linnaeus	Amoreira	
Nyctaginaceae	<i>Baugainvillea</i> spp.	-	Bayhan et al. (2006)
	<i>Forsythia intermedia</i> Zab.	-	
Oleaceae	<i>Jasminum</i> spp.	-	
	<i>Ligustrum ovalifolium</i> Linnaeus	Ligustre	
Papilionaceae	<i>Desmodium</i>	-	Haji et al. (1999)
Punicaceae	<i>Punica granatum</i> Linnaeus	-	
	<i>Rumex acetosella</i> Linnaeus	-	
Polygonaceae	<i>Polygonum</i> spp.	-	Bayhan et al. (2006)
	<i>Portulaca oleracea</i> Linnaeus	Beldroega	
Rosaceae	<i>Prunus</i> spp.	-	
	<i>Rubus fruticosus</i> Linnaeus	-	

Continua...

Tabela 4. Continuação.

Família	Nome científico	Nome comum	Referência
Rosaceae	<i>Rosa</i> spp.	Rosas	
	<i>Spiraea vanhoueyti</i> Zabel	-	
Rutaceae	<i>Citrus</i> spp.	-	
Salicaceae	<i>Salix matsudana</i> Koidz.	Salgueiro-tortuosa	
Sapindaceae	<i>Koelreuteria paniculata</i> Laxm.	-	
	<i>Datura metel</i> Linnaeus	Trombeteira	Bayhan et al. (2006)
	<i>Nicotiana tabacum</i> Linnaeus	Fumo	
	<i>Petunia hybrida</i> Linnaeus	-	
	<i>Cestrum fasciculata</i> (Schltdl.)	-	
	<i>Cestrum noctornum</i> Linnaeus	-	
Solanaceae	-	Berinjela	
	<i>Capsicum annuum</i> Linnaeus	Pimentão	Fernandes (2004)
	<i>Lycopersicon esculentum</i> Mill	Tomate	Bayhan et al. (2006)
	<i>Datura stramonium</i> Linnaeus	Orelha-de-macaco	A.F. Bueno, comunicação pessoal
	<i>Nicandra physaloides</i> (L.) Pers.	Juá-de-capote	

Continua...

Tabela 4. Conclusão.

Família	Nome científico	Nome comum	Referência
Solanaceae	<i>Physalis</i> sp.	-	-
	<i>Solanum</i> spp.	-	-
Sterculiaceae	<i>Brachychiton populneum</i> (Schott & Endl.)	Perna-de-moça	Bayhan et al. (2006)
Tiliaceae	<i>Corchorus olitorius</i> Linnaeus	-	
Urticaceae	<i>Urtica urens</i> Linnaeus	Urtiga	
	<i>Duranta repens</i> Linnaeus	Pingo-de-ouro	
Verbenaceae	<i>Lantana aculeata</i> Linn.	-	-
	<i>Lantana camara</i> Linnaeus	-	
Vitaceae	<i>Parthenocissus quinquefolia</i> Linnaeus	-	Bayhan et al. (2006)
	<i>Vitis vinifera</i> Linnaeus	Uva	
	<i>Tribulus terrestris</i> Linnaeus	-	
Zygophyllaceae	<i>Ipomea bahiensis</i> Wild	Corda-de-viola	Fernandes (2004)
Convolvulaceae	<i>Merremia aegyptia</i> Linnaeus	Jitirana	
	(<i>Poinsetia</i> sp.)	Bico-de-papagaio	A.F. Bueno, comunicação pessoal
Desconhecidas	-	Begônia	A.F. Bueno, comunicação pessoal

de mosca-branca têm crescido em diversas regiões produtoras de soja, como é o caso do oeste da Bahia, onde tem se verificado aumento considerável das aplicações de inseticidas para seu controle, principalmente nos anos de 2004, 2005 e 2006 (TAMAI et al., 2006).

Além de sua enorme capacidade reprodutiva e adaptação aos mais diversos ambientes e hospedeiros, a importância econômica da mosca-branca como praga agrícola é devida principalmente a sua capacidade de transmissão de vírus (carlavírus, closterovírus, geminivírus, luterovírus, potyvírus, entre outros) nas diversas culturas. Em plantas de soja, a mosca-branca é transmissora do vírus da "necrose-da-haste", do grupo dos carlavírus (ALMEIDA et al., 2002). Plantas infectadas com esse vírus têm a haste necrosada (Figura 16a), que, com a evolução dos sintomas, pode levar a planta à morte. Entretanto, como já existe fonte de resistência varietal para esse vírus, o produtor pode manejar a cultura, optando por plantar cultivares de soja resistentes a essa virose. No entanto, os sojicultores precisam se preocupar com os demais danos causados pela mosca-branca na cultura, como aquele causado pela sua alimentação.



A.M.R. Almeida



A. de F. Bueno

Figura 16. Plantas de soja com sintoma da necrose-da-haste (a) e atacadas pela fumagina (b).

Ao se alimentarem continuamente, esses insetos excretam o "honeydew", que é uma substância açucarada, favorecendo a formação de fumagina, causada pelo fungo *Capnodium* sp., nas plantas. A fumagina apresenta coloração preta (Figura 16b), que favorece a queima das folhas pela radiação solar, além de impedir a captação dos raios solares, o que reduz a taxa fotossintética das plantas. Outro dano decorrente da infestação de *Bemisia tabaci* ocorre quando em altas populações, a mosca-branca causa depauperação das plantas, pela extração de grandes volumes de seiva, provocando a desfolha precoce da planta e prejudicando o desenvolvimento e a produtividade das lavouras (TAMAI et al., 2006). Ainda, a injúria causada pela mosca-branca pode gerar clorose nas folhas das plantas atacadas, sendo também capaz de reduzir a fotossíntese das plantas hospedeiras (BUNTIN et al., 1993; HOELMER et al., 1991; LIN et al., 1999a, 1999b; YEE et al., 1996), como foi demonstrado também para ácaros (WELTER, 1991).

O nível de infestação da *B. tabaci* nas plantas, que pode causar danos nas culturas, ainda não é conhecido. Também, não há uma distinção clara entre os efeitos diretos da injúria do inseto e indiretos, causados pela presença da fumagina. Macedo (2003) mostrou que pulgões, insetos de hábito alimentar semelhante ao da mosca-branca, são capazes de reduzir a capacidade fotossintética das plantas hospedeiras em baixas infestações, mesmo antes do aparecimento de qualquer sintoma clorótico. Entretanto, Bueno et al. (2005) mostraram que 79 adultos de *B. tabaci* por planta de soja no período vegetativo V₂ não foram suficientes para reduzir a capacidade fotossintética da planta 3 dias após a infestação. Assim, o nível populacional de *B. tabaci* em plantas de soja capaz de iniciar uma redução fotossintética, independentemente do aparecimento da fumagina, ainda não é conhecido e é um dos desafios para a pesquisa, no momento.

2.6. Ácaros

Levantamentos realizados em soja indicam que existe um número crescente de espécies de ácaros associadas a esta cultura (GUEDES et al., 2007; MORAES et al., 2006; ROGGIA et al., 2008). A maior parte desses ácaros pertence à família Tetranychidae, sendo registradas 24 espécies associadas à soja em todo o mundo (BOLLAND et al., 1998; CARLSON, 1969; GUPTA, 1976; JEPPSON et al., 1975; MEYER, 1974; NÁVIA; FLECHTMANN, 2004).

As espécies de ácaros fitófagos mais frequentes em soja são *Mononychellus planki* (McGregor, 1950) e *Tetranychus urticae* (Koch, 1836), ambos da família Tetranychidae, seguidos de *Polyphagotarsonemus latus* (Banks, 1904), da família Tarsonemidae, e dos Tetranychidae *Tetranychus desertorum* Banks, 1900, *Tetranychus gigas* Pritchard e Baker, 1955 e *Tetranychus ludeni* Zacher, 1913 (GUEDES et al., 2007; OLIVEIRA, 2009; REZENDE, 2011; ROGGIA et al., 2008).

Tetranychidae e Tarsonemidae são haplodiploides, sendo os machos produzidos por partenogênese arrenótoca (óvulos não fertilizados) e as fêmeas são originárias a partir óvulos fertilizados (MORAES; FLECHTMANN, 2008; OLIVER JUNIOR, 1971). Nestas famílias, a cópula ocorre com transmissão direta dos espermatozoides do macho para a fêmea.

O ciclo biológico de Tetranychidae é composto por ovo, larva, protoninfa, deutoninfa e adulto. Os ovos são de formato esférico, inicialmente são translúcidos, passando para opacos, após tornam-se amarelados e imediatamente antes da eclosão da larva ficam com coloração branca (FLECHTMANN, 1972; GALLO et al., 2002). Os estádios imaturos pós-embrionários são compostos por uma fase ativa, de alimentação e deslocamento, e uma fase quiescente correspondente ao processo de muda em que os indivíduos ficam sésseis (FLECHTMANN, 1975; MORAES; FLECHTMANN, 2008). Comumente, as fases ativa e quiescente

têm tempo de duração equivalente (BERTOLLO, 2007; SILVA et al., 1985). Do ovo eclode uma larva, que possui três pares de pernas, tem formato ovoide e é capaz de se locomover e se alimentar. A protoninfa emerge da larva quiescente e apresenta quatro pares de pernas, consolidando o número de pernas dessa família. O dimorfismo sexual é visível a partir do estágio de deutoninfa e fica mais evidente na fase adulta. As fêmeas são de tamanho maior, e o seu idiossoma (corpo do ácaro, exceto a sua região anterior correspondente aos palpos, quelíceras, estiletes e estilóforo, chamada de gnatossoma) tem formato ovoide, enquanto que os machos são menores e apresentam opistosoma (região idiossoma posterior ao quarto par de pernas) afilado distalmente (MORAES; FLECHTMANN, 2008).

Em Tarsonemidae, a família do ácaro-branco, o ciclo é composto por ovo, larva, “pupa” e adulto. Os ovos do ácaro-branco são relativamente grandes, seu tamanho corresponde a cerca da metade do idiossoma da fêmea. Apenas a larva e o adulto se alimentam e têm deslocamento próprio. A fêmea possui idiossoma de contorno geral ovoide, com o dorso convexo. O macho é de tamanho menor do que a fêmea e apresenta o último par de pernas robusto terminando em uma unha tarsal, enquanto na fêmea este par de pernas é atrofiado e possui duas setas longas, uma apical e a outra subapical (MORAES; FLECHTMANN, 2008). O edéago é estiletiforme (LINDQUIST, 1986).

Os ácaros Tetranychidae possuem um par de estiletes que se justapõem, formando um tubo que é utilizado para perfurar as células da epiderme e parênquima foliar, liberando o conteúdo celular e permitindo que sejam sugados pela bomba faríngea (ANDRÉ; REMACLE, 1984; MORAES; FLECHTMANN, 2008). Pelo tamanho de seus estiletes, os Tetranychidae não se alimentam de seiva nos vasos da planta, apenas do conteúdo celular. O ataque de ácaros à soja reduz a eficiência fotossintética e, em casos de

ataque severo, causa antecipação na senescência e queda de folhas, que podem ter como consequência a redução na produtividade da cultura (GUEDES et al., 2008).

2.6.1. *Mononychellus planki* (McGregor, 1950) (Prostigmata: Tetranychidae)

Distribuição geográfica e estacional

A ocorrência do ácaro-verde, *M. planki*, no mundo é restrita aos países das Américas, ocorrendo desde a Flórida (EUA) até a Argentina (BAKER; TUTTLE, 1994; BOLLAND et al., 1998). No Brasil, sua ocorrência na cultura da soja é registrada em Estados da Região Sul, Sudeste e Centro-Oeste (GUEDES et al., 2007; REZENDE, 2011; ROGGIA, 2010), porém é possível que ocorra em todas as regiões de cultivo de soja do país.

O ácaro-verde *M. planki* é multivoltino, ocorrendo ao longo de todo o ano, com maiores densidades nos períodos mais quentes e secos do ano (GUEDES et al., 2008). Na cultura da soja, a colonização da lavoura ocorre na fase inicial de desenvolvimento da lavoura, mas o pico populacional, comumente, é observado a partir do florescimento das plantas (ROGGIA, 2007, 2010; SIQUEIRA, 2011).

Plantas hospedeiras

O ácaro-verde *M. planki* é relatado sobre diferentes espécies de plantas, principalmente dicotiledôneas (INRA, 2006). Nas condições do Brasil, ataca diferentes culturas agrícolas, como soja, algodoeiro, amendoim, feijoeiro, feijoeiro macassar e quiabeiro. Entre estas, tem potencial de ser uma praga importante em soja e amendoim (MORAES; FLECHTMANN, 2008).

Aspectos bioecológicos

Ao estudar a biologia de *M. planki* em dez genótipos de soja (BRS 133, BRS 134, BRS 282, BRS 284, BRS 245 RR, BMX Titan

RR, IAC 100, Jackson, Dowling e PI 200538) a 25 °C, em laboratório, Siqueira (2011) observou que o tempo de desenvolvimento de ovo a adulto para fêmeas variou de 10,26 a 12,23 dias correspondentes as cultivares BRS 134 e Jackson, respectivamente. Para machos, o menor tempo foi observado na cultivar BMX Titan RR (9,89 dias) e o maior na cultivar Jackson (12,39 dias). BRS 245 RR foi a cultivar que ocasionou menor sobrevivência de imaturos (43%), enquanto que na BRS 284 registrou-se 92% de sobrevivência. Neste estudo, a longevidade dos adultos variou de 8,17 dias (BRS 134) a 11,64 dias (BRS 284) para fêmeas e de 7,29 dias (BRS 245 RR) a 18,93 dias (BRS 284) para machos. As fêmeas apresentaram maior fecundidade quando alimentadas com a cultivar BRS 284 (29,05 ovos por fêmea), enquanto as fêmeas mantidas em BRS 134 tiveram a menor média (11,85 ovos por fêmea).

No estudo de Siqueira (2011), o pico populacional de *M. planki* foi observado no estágio R3-R4 da soja. Na safra de 2009/10, a cultivar mais atacada foi BRS 284, porém observou-se um incremento populacional da praga no final do ciclo da cultivar IAC 100 em decorrência da maturação precoce da BRS 284 e BMX Titan RR. Na safra 2010/11, as cultivares mais atacadas foram BMX Titan RR e BRS284.

Estudos sobre o efeito de cultivares de soja transgênicas (RR) e não transgênicas sobre *M. planki* mostraram que não há diferenças estatísticas significativas para parâmetros biológicos, tabela de vida e flutuação populacional entre estes dois grupos de cultivares (ROGGIA, 2007; ROGGIA, 2010). Um resumo dos principais parâmetros biológicos de *M. planki* em algumas cultivares de soja é apresentado na Tabela 5.

Todos os estádios de desenvolvimento de *M. planki* são de coloração verde-intensa e as pernas são amareladas, sendo esta característica mais evidente nos dois pares de pernas dianteiras

Tabela 5. Parâmetros biológicos de ácaros em soja, em estudo realizado com as cultivares de soja Embrapa 58, BRS 133, MG/BR 46 Conquista, BRS 242 RR, BRS 245 RR e BRS Valiosa RR, em condições de temperatura de 25 °C (± 2), umidade do ar de 62% (± 4) e fotofase de 14 horas.

Espécie de ácaro	Duração dos estádios imaturos (dias)			
	Ovo	Larva	Protoninfa	Deutoninfa
<i>Mononychellus planki</i>	5,3–5,6	1,9–2,1	1,6–2,1	1,9–2,1
<i>Tetranychus urticae</i>	3,7–4,0	1,6–1,8	1,4–1,6	1,7–1,9

Espécie de ácaro	Longevidade de fêmea (dias)	Fecundidade (ovos/fêmea)		Razão sexual (%)
		Total	Diária	
<i>Mononychellus planki</i>	22,0–23,8	92,7–108,8	4,1–4,8	77,8–80,1
<i>Tetranychus urticae</i>	27,3–29,1	193,3–236,9	7,1–8,4	69,9–71,0

Fonte: Roggia (2010).

dos adultos (MORAES; FLECHTMANN, 2008). O ácaro-verde (Figura 17a) apresenta reticulação dorsal e circundante na base das setas dorsais, o que lhe confere um aspecto rugoso à cutícula quando observados ao microscópio estereoscópio.

O ácaro-verde ocorre bem distribuído na lavoura, podendo ocorrer reboleiras com ataque mais intenso (Figura 17c). Esta espécie produz pouca teia e não a utiliza para formar colônias; ao contrário, as fêmeas depositam seus ovos distribuídos ao longo de toda a superfície foliar, em ambas as faces da folha, comumente abrigados próximo às nervuras (MORAES; FLECHTMANN, 2008). A teia é utilizada para fixação dos ovos à superfície foliar e para a dispersão dos ácaros. Os sintomas de seu ataque são pontuações claras bem distribuídas na superfície foliar (Figura 17b). Com avanço do ataque, a folha fica com coloração acinzentada (GUEDES et al., 2008). O ataque do ácaro-verde comumente é bem distribuído na planta, com a tendência das folhas

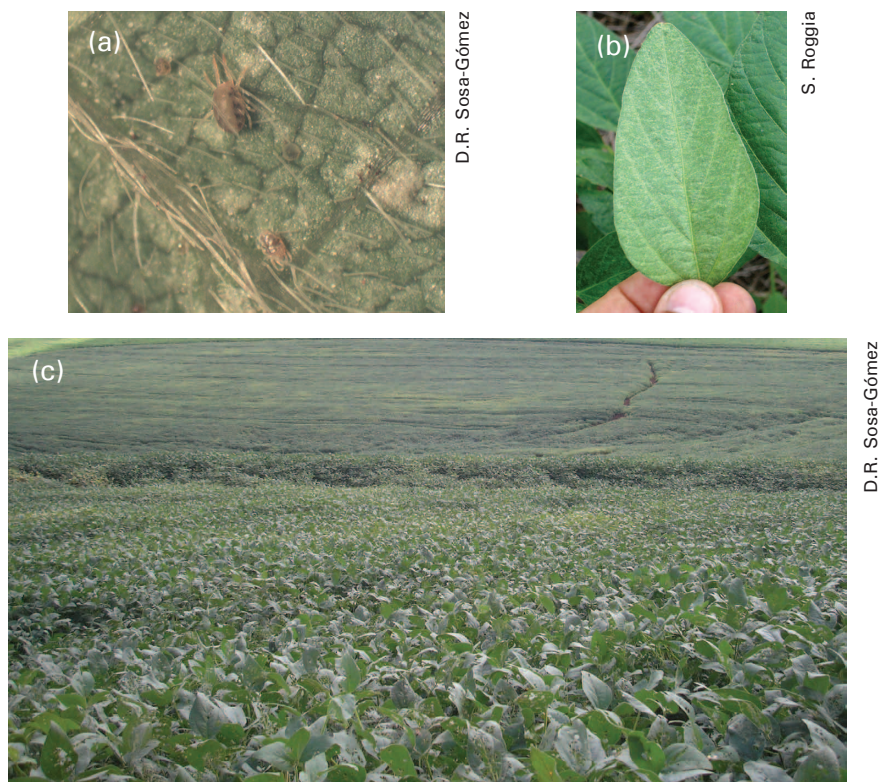


Figura 17. Ácaro verde *Mononychelus planki* (a), sintoma da injúria na folha (b) e lavoura de soja com ataque em reboleira (c).

mais velhas apresentarem sintoma de ataque mais severo. Seu ataque difere do ácaro-rajado e vermelhos, que tende a ser mais concentrado e pontual; ou seja, apresentam ataque desuniformemente distribuído na folha e na planta.

A regulação populacional de *M. planki* em campo ocorre pela ação de fatores do clima, como chuvas intensas, de inimigos naturais ou de agrotóxicos usados na soja (ROGGIA, 2007). O ácaro-verde pode permanecer de uma safra a outra sobre plantas espontâneas e soja voluntária. Dentro e fora da lavoura, elas podem abrigar também os inimigos naturais dos ácaros-praga

(REZENDE, 2011). A dispersão dos ácaros dentro da lavoura, formando novas reboleiras, pode ocorrer pelo caminhamento, de planta a planta, e principalmente pelo vento a longas distâncias (GUEDES et al., 2008).

2.6.2. *Tetranychus urticae* (Koch, 1836) (Prostigmata: Tetranychidae)

Distribuição geográfica e estacional

O ácaro-rajado ocorre em vários países em diferentes regiões do mundo (BOLLAND et al., 1998). No Brasil sua ocorrência em soja, assim como em várias outras culturas, foi referida por Flechtmann (1972). Os registros documentados do ataque de *T. urticae* em soja no Brasil ainda são poucos, mas sua ocorrência (considerando diferentes espécies vegetais) é conhecida em todas as regiões do país (BOLLAND et al., 1998; MORAES; FLECHTMANN, 2008; OLIVEIRA, 2009; ROGGIA, 2010; ROGGIA et al., 2008). *T. urticae* é multivoltino, ocorrendo ao longo de todo o ano, com maiores densidades nos períodos mais quentes e secos, coincidindo com o cultivo da soja em diferentes regiões do Brasil (GUEDES et al., 2008).

Plantas hospedeiras

O ácaro-rajado *T. urticae* foi descrito em 1836, a partir de espécimes amostradas em Regensburgo, Alemanha, sobre urtiga (*Urtica* sp.) e soja (INRA, 2006; PRITCHARD; BAKER, 1955). No Brasil, é relatado atacando um grande número de espécies vegetais de diferentes famílias botânicas, sendo praga importante em olericultura, fruticultura, floricultura e em plantas de lavouras, como o algodão e, mais recentemente, em soja (MORAES; FLECHTMANN, 2008).

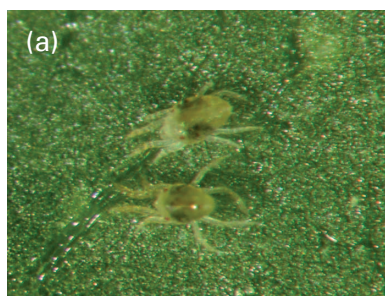
Aspectos bioecológicos

Ao estudar os parâmetros biológicos e a tabela de vida de *T. urticae* sobre seis cultivares de soja, transgênicas (RR) e

não transgênicas, Roggia (2010) não observou diferença significativa destes grupos de cultivares sobre o desenvolvimento desta espécie de ácaro. Os principais parâmetros biológicos de *T. urticae* em soja são apresentados na Tabela 5.

Os adultos de ácaro-rajado, *T. urticae*, apresentam coloração verde-translúcida com duas manchas escuras, uma de cada lado do dorso do propodossoma, que são mais evidentes nas fêmeas do que nos machos e imaturos. As fêmeas medem cerca de 0,5 mm de comprimento e são maiores do que os machos, que medem 0,3 mm (Figura 18a) (SOSA-GÓMEZ et al., 2010). As larvas têm coloração verde-clara, que, com o passar do tempo, torna-se verde-escura. Na protoninfa, aparece com mais evidência o par de manchas dorsais típicas da espécie. A deutoninfa geralmente é de coloração verde, mas podem ocorrer variações de cor, de acordo com a planta hospedeira. Nesse estágio, já é possível diferenciar os indivíduos que originarão fêmeas e machos.

Na lavoura, o ácaro-rajado ocorre, comumente, em pequenas reboleiras; porém, com o avanço da infestação reboleiras vizinhas, podem se fundir, originando grandes áreas atacadas. Nas folhas, observam-se colônias bem densas, com presença de grande quantidade de teia, que serve de suporte e proteção para estes ácaros. Este aspecto o difere do ácaro-verde, *M. planki*,



D. R. Sosa-Gómez



S. Roggia

Figura 18. Ácaro rajado *Tetranychus urticae* (a) sintoma do ataque em folhas com áreas cloróticas (b).

que produz pouca teia (GUEDES et al., 2008). Ácaros do gênero *Tetranychus* estabelecem colônias protegidas por teia, sobre a qual estes ácaros se locomovem e ficam fixados os ovos, as formas quiescentes e as fezes. Além da organização da colônia, a teia contribui para a proteção dos ácaros contra seus predadores e é utilizada na sua dispersão (SATO, 1985).

As colônias do ácaro-rajado ocorrem, principalmente, na face inferior (abaxial) das folhas, onde, inicialmente, são observadas manchas prateadas que escurecem com o passar do tempo. Na face adaxial são observadas, inicialmente, pequenas regiões cloróticas (Figura 18b), que, com o passar do tempo, aumentam de tamanho e tornam-se amareladas e posteriormente bronzeadas. Ataques intensos do ácaro-rajado associado a períodos de estiagem podem causar queda prematura de folhas (GUEDES et al., 2008). Essas plantas atacadas podem recuperar-se do dano sofrido, quando a infestação ainda é inicial. Entretanto, essa possibilidade decresce nos estágios mais tardios de desenvolvimento. Em ataques severos durante o final do ciclo vegetativo e início de enchimento de grãos, esse dano pode provocar perdas de 40% a 60% da produção.

A colonização da lavoura pelos ácaros ocorre na fase vegetativa da soja, e a densidade populacional aumenta gradativamente, sendo que a taxa de aumento populacional tende a ser maior em *T. urticae* em relação a *M. planki* (ROGGIA, 2010). Altas densidades populacionais de *T. urticae* têm sido notadas principalmente na fase reprodutiva da soja; porém, em alguns casos, o monitoramento periódico da lavoura mostrou que infestações de *T. urticae* na fase inicial de desenvolvimento da soja podem ser controladas naturalmente pela ocorrência de períodos chuvosos ao longo do desenvolvimento da cultura (GUEDES et al., 2008). Os ácaros podem permanecer de uma safra a outra sobre plantas espontâneas, dentro e fora da lavoura, que podem

abrigar também predadores e patógenos (GUEDES et al., 2008; ROGGIA, 2010). A dispersão dos ácaros dentro da lavoura, formando novas reboleiras, pode ocorrer pelo caminhamento, de planta a planta, e, principalmente, pelo vento a longas distâncias.

2.6.3. *Polyphagotarsonemus latus* (Banks, 1904) (Prostigmata: Tarsonemidae)

Distribuição geográfica e estacional

O ácaro-branco *P. latus* ocorre em diferentes regiões do mundo, atacando uma grande diversidade de espécies vegetais, incluindo muitos cultivos agrícolas (JEPPSON et al., 1975). No Brasil, sua ocorrência em soja é conhecida em Estados da Região Sul, Sudeste e Centro-Oeste (GUEDES et al., 2007; REZENDE, 2011), porém é possível que ele ocorra em todas as regiões de cultivo de soja do país. O ácaro-branco *P. latus* ataca na fase vegetativa e no início da fase reprodutiva, quando ainda existem folhas novas em desenvolvimento (GUEDES et al., 2008).

Plantas hospedeiras

São conhecidas cerca de 57 famílias de plantas dicotiledôneas hospedeiras de *P. latus*. Este tem sido relatado provocando danos em algodão, citros, berinjela, tomate, feijão, pimenta, ervas daninhas e outras culturas de importância econômica (GERSON, 1992; MORAES; FLECHTMANN, 2008; SCHOONHOVEN et al., 1978). Até o momento, ataque desse ácaro é pouco expressivo para a cultura da soja (GUEDES et al., 2008).

Aspectos bioecológicos

A 27 °C, o período de incubação dos ovos é de 1 a 3 dias, a fase larval dura 2 dias; a fase quiescente (“pupa”) também dura 2 dias (FLECHTMANN, 1972). O ciclo de vida desta espécie consta na Tabela 6. As fêmeas têm a capacidade de colocar durante sua vida 48,3 a 52,4 ovos em média. O ovo é relativamente grande e possui córion ornamentado com tubérculos

Tabela 6. Ciclo de vida de *Polyphagotarsonemus latus* em folhas de feijoeiro.

Fase	Duração média (dias) ± DP	Amplitude (dias)
Ovo	2,0 ± 0,1	2 a 3
Larval	1,0 ± 0,1	1 a 2
“Pupa”	1,0 ± 0,0	1
Fêmea	15,1 ± 3,1	7 a 18
Macho	12,5 ± 2,1	11 a 14

Fonte: Schoonhoven et al. (1978) e Gerson (1992).

esbranquiçados. Os estágios pós-embrionários são de coloração branco-leitosa a amarelada, com tegumento liso e brilhante. Os dois pares de pernas anteriores estão bem separados dos dois pares posteriores.

O macho apresenta um comportamento peculiar de carregar a “pupa” de fêmeas, prendendo esta com o auxílio do último par de pernas e de uma papila genital situada distalmente no seu opistossoma (MORAES; FLECHTMANN, 2008). A cópula ocorre imediatamente após a emergência da fêmea adulta. O acasalamento dura entre 15 a 120 segundos (GERSON, 1992).

A dispersão a curtas distâncias, em uma mesma planta, ocorre por caminhamento e a longas distâncias ocorre principalmente pela ação do vento, sendo este o principal agente para a colonização de novas áreas (MORAES; FLECHTMANN, 2008).

O reconhecimento do ataque de ácaro-branco é realizado em campo pela visualização dos sintomas de ataque. Porém, estes ácaros são pequenos e dificilmente visualizados a olho nu (Figura 19a) (SOSA-GÓMEZ et al., 2010). Assim, para identificação, são necessárias preparações microscópicas para visualização de características morfológicas.

Tanto adultos e ninfas do ácaro-branco atacam a soja. Esta espécie tem atacado principalmente as folhas novas em

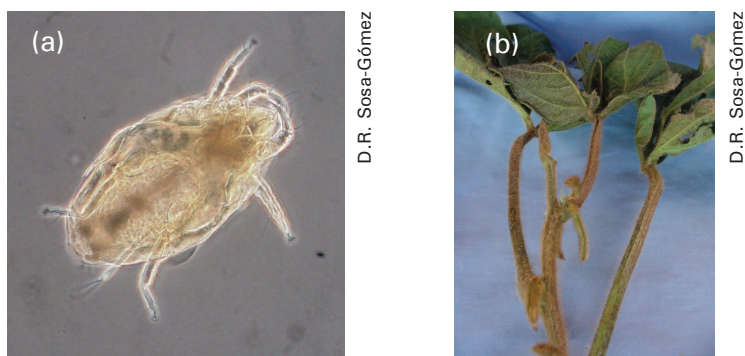


Figura 19. Ácaro branco *Polyphagotarsonemus latus* (a) e sintomas do ataque em soja (b).

desenvolvimento (do ponteiro), causando deformidades e prejudicando a expansão normal do limbo foliar (Figura 19b). O ácaro-branco pode atacar também pecíolos, haste e legumes em formação, deixando-os com coloração marrom (SOSA-GÓMEZ et al., 2010). Comumente o ataque de ácaro-branco ocorre em pequenas reboleiras na lavoura. Ataques intensos desse ácaro prejudicam o desenvolvimento da planta e podem provocar a morte e queda do ponto de crescimento. Ao contrário dos demais ácaros da soja, o ácaro-branco se desenvolve melhor em períodos chuvosos (GUEDES et al., 2008).

2.6.4. Ácaros vermelhos que atacam soja

Os sintomas de ataque e o padrão de distribuição na planta das espécies de ácaros vermelhos são similares aos do ácaro-rajado. Eles destroem as células da epiderme e parênquima foliar, ocasionando clorose. Atacam em reboleiras, que, ao longo do tempo e com aumento da densidade populacional, tornam-se confluentes (SOSA-GÓMEZ et al., 2010). Comumente, as espécies de ácaros vermelhos apresentam importância secundária em soja, ocorrendo frequentemente associadas aos demais ácaros (ROGGIA et al., 2008).

As espécies de ácaro vermelho (*T. desertorum*, *T. ludeni* e *T. gigas*) são idênticas entre si. Todos os ínstares são de coloração vermelha, sendo que, nas fêmeas, com o passar do tempo, a coloração evolui para carmim. Nos machos, a região do propodossoma costuma apresentar uma coloração mais intensa do que o restante do idiossoma. A diferenciação das espécies de ácaros vermelhos da soja é possível a partir de preparações microscópicas, para observação do edéago (SOSA-GÓMEZ et al., 2010).

2.6.4.1. *Tetranychus desertorum* Banks, 1900 (Prostigmata: Tetranychidae)

O ácaro *T. desertorum* é uma das espécies de ácaros-vermelhos, que ocorre na soja (Figura 20a). Esta espécie foi descrita em 1900, sobre *Larrea tridentata* (Sessé & Moc. ex DC.) Coville e *Phacelia crenulata* Torr. ex S. Wats., do Novo México, EUA (PRITCHARD; BAKER 1955). Esta espécie é praga importante em algodoeiro nos EUA, principalmente no Texas. Além de países americanos, ocorre na Austrália, China, Japão e Grécia, apresentando próximo de 200 plantas hospedeiras em todo mundo, incluindo a soja e um grande número de outras espécies cultivadas, principalmente das famílias Fabaceae e Asteraceae (PRITCHARD; BAKER, 1955; BOLLAND et al., 1998). No Brasil, o primeiro relato desta espécie sobre soja foi realizado por Guedes et al. (2007), a partir de amostras do Rio Grande do Sul.



Figura 20. Ácaros vermelhos *Tetranychus desertorum* (a), *Tetranychus ludeni* (b) e *Tetranychus gigas* (c).

A duração média, em dias, dos diferentes estádios de desenvolvimento do ácaro *T. desertorum* é variável, dependendo das condições climáticas, em que temperatura e umidade são os fatores mais importantes. A 28 °C, em feijoeiro, o período de incubação, larva, protoninfa e deutoninfa dura, respectivamente, 3,8, 1,4, 1,0 e 0,7 dias; o período de pré-oviposição, oviposição e a longevidade do adulto é de 1,1, 8,4 e 10 dias, respectivamente (RIVEIRO; VÁSQUEZ, 2009).

2.6.4.2. *Tetranychus ludeni* Zacher, 1913 (Prostigmata: Tetranychidae)

O ácaro *T. ludeni* (Figura 20b) foi descrito em 1913, sobre *Salvia splendens* Sellow ex Roemer & Schultes (sálvia), *Solanum melongena* L. (berinjela) e *Cucurbita* sp., na França (PRITCHARD; BAKER, 1955). Esta espécie apresenta ampla distribuição geográfica no mundo, ocorrendo em praticamente todos os continentes. Ataca várias espécies de plantas, principalmente dicotiledôneas, incluindo a soja (BOLLAND et al., 1998). Além da soja, é conhecido no Brasil atacando cultivos como o algodoeiro, feijoeiro e mamoneiro (MORAES; FLECHTMANN, 2008). Levantamentos recentes mostraram que esta espécie ocorre em baixa frequência em soja (GUEDES et al., 2007; OLIVEIRA, 2009; ROGGIA et al., 2008). Nestes estudos, foi observado que os sintomas de ataque e o padrão de distribuição na planta de *T. ludeni* são semelhantes ao ácaro-rajado e às demais espécies de ácaros vermelhos.

A biologia de *T. ludeni* tem sido estudada em feijoeiro e algodoeiro (MORROS; APONTE, 1994; SILVA, 2002). Seu ciclo de vida desde a fase de ovo até a adulta pode ocorrer entre 7,9 dias, a temperatura de 30 °C e até 20 dias a 20 °C (Tabela 7). As fêmeas têm um período de pré-oviposição de dois a um dia após a cópula para iniciar a postura, o período menor corresponde a temperaturas de 30 °C. Cada fêmea tem a capacidade

Tabela 7. Duração média (dias) dos diferentes estágios de desenvolvimento do ácaro vermelho, *Tetranychus ludeni*.

Temperatura °C	Ovo	Larva	Protoninfa	Deutoninfa	Longevidade de adulto Macho-Fêmea
20	7,7	5,3	3,4	3,6	16,9 - 24,2
23	6,6	3,5	2,8	3,1	14,5 - 23,7
25	5,5	2,5	2,5	2,3	8,8 - 17,4
28	4,2	2,1	1,4	2,0	7,7 - 13,9
30	3,5	1,7	1,2	1,5	5,7 - 11,9

Fonte: Silva, 2002.

de colocar entre 43 e 77 ovos, dependendo da temperatura (MORROS; APONTE, 1994; SILVA, 2002).

2.6.4.3. *Tetranychus gigas* Pritchard e Baker, 1955 (Prostigmata: Tetranychidae)

O ácaro *T. gigas* (Figura 20c) foi descrito em 1955, a partir de espécimes encontrados sobre algodoeiro no Arizona e Texas, nos EUA (PRITCHARD; BAKER, 1955). Foi relatado também sobre *Parthenium incanum* Kunth (mariola) em Torreón, no México (TUTTLE et al., 1974). Antes do primeiro registro desta espécie em soja, no Brasil, houve um período de cerca de 30 anos sem ter sido relatada a ocorrência da espécie no mundo (NÁVIA; FLECHTMANN, 2004). Os relatos desta espécie são restritos às plantas e locais supracitados.

Os diferentes ínstares e sexos desta espécie são semelhantes aos de *T. desertorum* e *T. ludeni*. Os sintomas de ataque e o padrão de distribuição na planta de *T. gigas* são semelhantes ao ácaro-rajado e às demais espécies de ácaros vermelhos (ROGGIA et al., 2008).

2.7. Tripes

Tripes são insetos diminutos, medindo de 0,5 a 1,4 mm (Figura 21a). Possuem aparelho bucal do tipo picador-sugador,

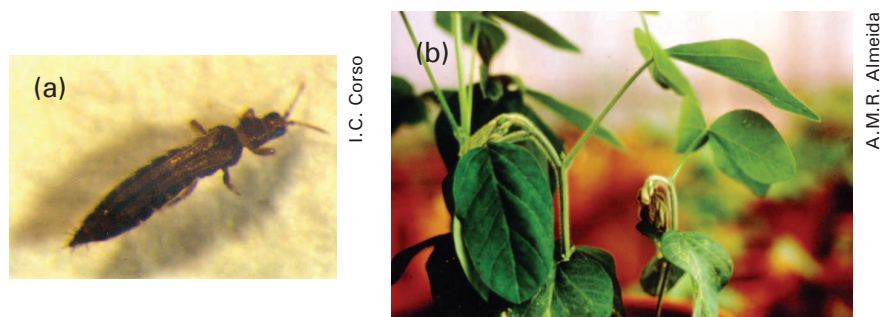


Figura 21. Adulto de tripses (a) e sintoma da queima-do-broto em plantas de soja (b).

composto por três estiletes que se deslocam dentro de um conjunto chamado cone bucal. Na fase adulta, em geral, possuem cores escuras (preta, marrom, cinza, etc.) e quatro asas membranosas longas e estreitas, com bordas franjadas, existindo, no entanto, espécies ápteras.

Estes insetos pertencem à ordem Thysanoptera, que é dividida em duas subordens: Terebrantia e Tubulifera. Na subordem Terebrantia, no décimo segmento abdominal, existe um ovipositor ou terebra (daí o nome da subordem), enquanto que na subordem Tubulifera o décimo segmento é tubuliforme, não havendo ovipositor (GALLO et. al., 1970).

A subordem Terebrantia conta com um maior número de espécies de importância agrícola. Nela está a família Thripidae, que abrange algumas das espécies mais importantes para a agricultura nacional, tais como: *Heliothrips haemorrhoidalis* (Bouché, 1833), que ataca, principalmente, os citros; *Caliothrips brasiliensis* (Morgan, 1929), com duas faixas brancas no dorso, conhecido com “tripes carijó”, que ataca a soja, além de algodão, amendoim, batata, ervilha, feijão, etc.; *Caliothrips phaseoli* (Hood, 1912), que ataca, basicamente, algodão e feijão; *Thrips tabaci* Lindeman, 1888, que ataca alfafa, alho, cebola, ervilha, feijão, etc.; e *Frankliniella*

spp., que atacam, entre outros cultivos, a soja, os citros, o feijão e o tomate (BUZZI, 1985; GALLO et al., 1970).

Na sua maioria, os tripes são bissexuais, reproduzindo-se por via sexuada. Em algumas espécies, os machos são raros ou desconhecidos, e a reprodução é parcial ou totalmente partenogénica. Os tripes pertencentes à subordem Terebrantia colocam os ovos endofiticamente, isto é, no interior das folhas, e os tripes tubulíferos sobre as folhas, flores ou ramos das plantas atacadas (GALLO et. al., 1970). O seu desenvolvimento é paurometabólico, ou seja, dos ovos eclodem as formas jovens ou ninfas, semelhantes ao adulto, e que só atingem a maturidade sexual após o terceiro ínstar (este último, também conhecido por pré-pupa) (BUZZI, 1985; GALLO et al., 1970).

Existem espécies de tripes que se alimentam de esporos de fungos e, em menor escala, espécies predadoras, que se alimentam de ácaros, pulgões, cochonilhas e até de outros tripes. Entretanto, de modo geral, os tripes alimentam-se da seiva de plantas hospedeiras. São considerados polítrófagos, atacando várias espécies de plantas cultivadas de importância económica, tais como algodão, feijão, fumo, milho, soja e plantas produtoras de flores ornamentais, destinadas à exportação, causando danos consideráveis (GALLO et al., 1970). Atacam, preferencialmente, as partes aéreas das plantas, ou seja, folhas, flores, ramos e frutos. Nas folhas, preferem localizar-se na face inferior, onde também se pode observar a maior parte das ninfas. Nas flores, até podem auxiliar a polinização, mas, na maioria das vezes, afetam os órgãos reprodutivos, causando esterilidade. O ataque a frutos novos faz com que estes não se desenvolvam. Além da sua ação direta, causada pela picada, a maior importância dos tripes está na transmissão de doenças, principalmente viroses (COSTA; LIMA NETO, 1970; GALLO et. al., 1970). Isso ocorre também na soja, onde os tripes são importantes pragas em algumas áreas de produção devido a essa injúria causada pela

alimentação de larvas e adultos e pelo dano indireto causado pela transmissão de tospovírus (GENT et al., 2004).

Nas lavouras de soja, podem ser encontradas várias espécies, como *Caliothrips impurus* (Priesner, 1927), *C. phaseoli*, *Frankliniella schultzei* (Trybom, 1910), *Frankliniella tritici* (Fitch, 1855), *Neohydatothrips* sp., *Scirtothrips dorsalis* (Hood, 1919); *Sericothrips occipitales* Hood, *Sericothrips variabilis* (Beach, 1896), *Taeniothrips sjostedti* (Trybom, 1908), *Thrips palmi* Karny, 1925 e *T. tabaci* (ALMEIDA et al., 1994; CABRERA et al., 2006; HIGLEY; BOETHEL, 1994; IRWIN et al., 1979; KOGAN; TURNIPSEED, 1987), além do tripses carijó, *C. brasiliensis* e do tripses marrom, *F. schultzei*, que são as espécies mais comuns em lavouras de soja. A predominância de uma ou outra espécie pode variar dependendo da região. Por exemplo, em lavouras de soja do Paraná, essas duas espécies e *Frankliniella rodeos* Moulton, 1933 foram as mais presentes (MOSCARDI et al., 1980).

Apesar desse número grande de espécies, nenhuma delas foi relatada causando injúrias em folhas e flores de soja. Isso não significa, entretanto, que este inseto não causa dano a essa cultura. Pesquisas prévias mostraram que populações de 16 tripses da espécie *Echinothrips americanus* Morgan, 1913 por trifólio causam bronzeamento das folhas e clorose nas plântulas de soja (VITERI et al., 2009). Estes insetos raspam os folíolos das plantas, sugando a seiva, causando, como consequência da retirada desta, o aparecimento de pequenas áreas descoradas, as quais, em caso de ataque intenso, conferem uma coloração prateada aos mesmos. Esse dano direto devido à sua alimentação, por si só, não é problemático para a soja e, dificilmente, causa perdas econômicas na produção. Na Carolina do Sul, EUA, infestações de mais de 50 tripses/folíolo de soja não redundaram em queda de rendimento da cultura (TURNIPSEED, 1973). Entretanto, há também os danos indiretos destes insetos

como transmissores de doenças viróticas. Algumas espécies de tripses são capazes de transmitir tospovírus (ALMEIDA; CORSO, 1991; GENT et al., 2004), como *F. schultzei*, *F. occidentalis* e *T. tabaci*, cuja a ocorrência já foi relatada em áreas comerciais de soja no Brasil e nos Estados Unidos (ALMEIDA; CORSO, 1991).

Essas espécies de tripses são responsáveis pela transmissão do vírus da “queima-do-broto-da-soja” ou “tobacco streak vírus” (TSV), as quais provocam a queima do broto apical da planta, normalmente associado à sua curvatura para baixo (Figura 21b). Como consequência, as plantas ficam nanicas, ou seja, não crescem mais ou crescem muito pouco, ocorre uma atrofia dos folíolos e folhas novas, conferindo um aspecto de superbrotamento a estas plantas, tornando-as improdutivas (ALMEIDA; CORSO, 1990; ALMEIDA et al., 1994; SOSA-GÓMEZ et al., 2010).

Nas safras 1977/78 e 1978/79, na região de Ponta Grossa-PR, algumas lavouras chegaram a apresentar 100% de perdas na produção, devido à incidência da queima-do-broto-da-soja. Em todas as áreas com soja, foram constatadas altas populações de tripses e, nos arredores daquelas mais atacadas, grandes populações de cravorana (*Ambrosia polystachya* DC), planta da vegetação espontânea que atua como reservatório do vírus na natureza. As áreas com alta incidência da queima-do-broto-da-soja estavam associadas à predominância do tripses marrom, *F. schultzei* (MOSCARDI et al., 1980).

3. MANEJO INTEGRADO DAS PRAGAS DESFOLHADORAS

O manejo integrado de pragas da soja (MIP-Soja) recomendado para os artrópodes e moluscos que atacam as folhas desta cultura é o conjunto de todas as tecnologias disponíveis que, adotadas conjuntamente na condução da lavoura, visam manter o agroecossistema da soja o mais próximo possível de um equilíbrio ecológico.

3.1. Manejo de lagartas e besouros desfolhadores

Um dos principais alicerces do manejo integrado é quando o controle, por intervenção do agricultor, seja ele químico ou não, se faz necessário na lavoura. O MIP-Soja preconiza que nem todos os organismos que atacam as folhas da soja precisam de controle, visto que há infestações toleráveis sem reduções economicamente significativas na produção final. Nesse contexto, os inseticidas não devem ser aplicados preventivamente, e sua utilização é apenas justificável quando a população de pragas for igual ou superior aos níveis de ação recomendados pela pesquisa. Eles representam, na prática, o mínimo de insetos ou sua injúria que torna o controle a ser adotado economicamente justificável. Esse nível de desfolha tolerado na cultura da soja antes de iniciar qualquer medida de controle pode diferir ligeiramente ao redor do mundo. Por exemplo, nos Estados Unidos, a desfolha tolerada, antes do uso de inseticidas, é de 35% no estágio vegetativo e 20% no reprodutivo (ANDREWS et al., 2009). No Brasil, esse mesmo nível de ação recomendado para iniciar o controle dos desfolhadores é de 30% de desfolha no período vegetativo ou 15% quando a cultura estiver no estágio reprodutivo (TECNOLOGIAS..., 2011). Paralelamente à desfolha, o MIP-Soja preconiza também o nível de ação baseado na densidade populacional de lagartas, considerando a necessidade de intervenção sempre que a população atingir 20 lagartas grandes (> 1,5 cm) por metro, sendo estas monitoradas através de amostragens realizadas com o pano-de-batida (TECNOLOGIAS..., 2011), conforme detalhado no Capítulo 9.

Frente às mudanças que ocorreram no sistema produtivo, atualmente com cultivares mais produtivas, com ciclos e tipos de crescimento diversificados, além de alterações nos valores dos inseticidas e da soja, hoje bastante distintos do passado, a validade desses níveis de ação recomendados no MIP-Soja é questionada. É importante também destacar que a resposta da planta à

desfolha deve ser considerada de forma diferenciada, uma vez que as plantas passam por diferentes estádios, entre os quais a tolerância deve ser observada com atenção no estágio reprodutivo, principalmente (Figura 22), salientando-se que a soja é uma planta que tolera a desfolha sem decréscimo significativo do rendimento de grãos (HAILE et al., 1998). Resultados de pesquisas reportam desfolhas de até 50% na soja sem redução de produção (PICKLE; CAVINESS, 1984). Grande parte desses estudos foi realizada nas décadas de 1970 e 1980, porém alguns trabalhos publicados recentemente mostram que estes níveis ainda continuam confiáveis (COSTA et al., 2003, PARCIANELLO et al., 2004; REICHERT; COSTA, 2003). Entre esses trabalhos mais recentes, Bueno et al. (2010a) demonstram que mesmo as cultivares atuais, independentemente do tipo de crescimento (determinado ou indeterminado), toleram os níveis de desfolha preconizados nos níveis de ação, sem redução significativa de produtividade (Figura 23).

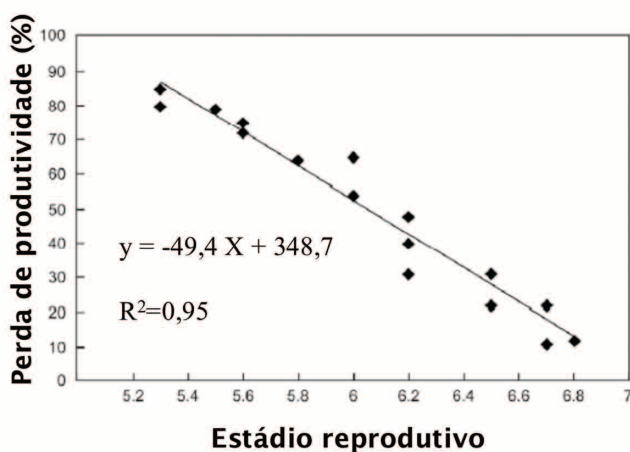


Figura 22. Perda de produtividade em relação ao estágio fenológico do desenvolvimento com 100% de desfolha.

Fonte: Adaptada de Board et al. (2010).

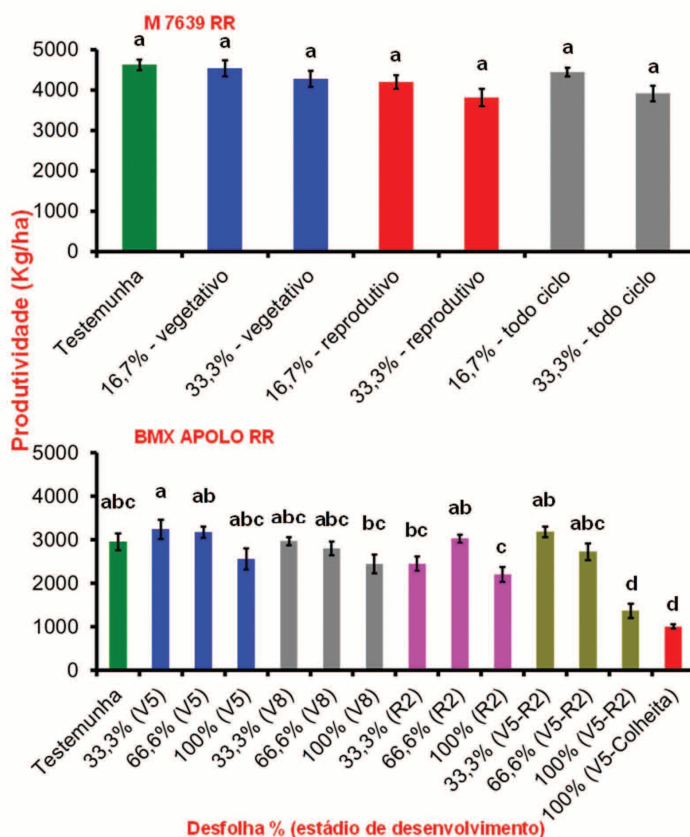


Figura 23. Produção média (\pm EP) a 13% de umidade dos grãos após diferentes intensidades de desfolhas (%) realizadas manualmente. Médias seguidas pela mesma letra não diferem estatisticamente entre si pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade em cada ensaio.

Fonte: Adaptada de Bueno et al. (2010a).

Outro ponto muito utilizado pelos defensores da maior utilização de inseticidas contra desfolhadores é que atualmente a maioria das cultivares de soja utilizadas é de ciclo precoce ou superprecoce. Estas cultivares deveriam apresentar, em geral, menores índices de área foliar, o que as deixariam intolerantes ao desfolhamento. É importante lembrar que a maior produtividade da cultura está geralmente associada ao maior índice

de área foliar no estágio de desenvolvimento da planta R5, que é justamente quando os grãos estão em fase de enchimento. Neste estágio, as cultivares mais precoces também têm menor senescência foliar. Assim, ao se comparar os índices de área foliar entre cultivares tardias e precoces observou-se que as cultivares precoces são mais eficientes, visto que mantêm maior índice de área foliar no estágio R5 (KUMUNDINI et al., 2001).

Analisando-se a literatura científica atual, ainda não há nenhuma comprovação de que as cultivares modernas (ciclo precoce, tipo de crescimento indeterminado, por exemplo) sejam mais sensíveis a perdas de área foliar e que qualquer mudança nos níveis de ação se faça necessária. É claro que essas táticas precisam ser constantemente reavaliadas à medida que novas mudanças ocorram nesse cenário. Além disso, é importante enfatizar que a planta de soja tem a característica de produzir área foliar em excesso, permitindo que, mesmo com alguma desfolha, estas plantas possam alcançar máxima interceptação da radiação solar para a realização da fotossíntese (BROUGHAM, 1956, 1958; DAVIDSON; DONALD, 1958; MURATA, 1961; STERN; DONALD, 1962; WATSON, 1958).

Existem casos de algumas espécies de plantas que, quando sofrem baixos níveis de desfolha, apresentam incremento na produção (HIGLEY; PETERSON, 1996). Uma pequena perda foliar pode ser compensada com a maior penetração da luz até as folhas inferiores, que antes estavam sombreadas, ocasionando aumento da produção total de fotossintetizados da planta e fazendo com que ela mantenha a produção de grãos semelhante às plantas sem desfolha ou até mesmo apresente produção ligeiramente superior (TURNIPSEED, 1972). Se isto pode ou não ocorrer na cultura da soja ainda é algo que precisa ser mais bem estudado, mas, com certeza, esta é uma hipótese que não pode ser ignorada.

No manejo de pragas da soja, é inaceitável qualquer aplicação de inseticidas realizada com base em datas pré-definidas ou visando aproveitar (“otimizar”) aplicações de herbicidas ou fungicidas ou ainda quando populações de insetos ou sua injúria estiverem abaixo dos níveis de ação. A aplicação de inseticidas para controle de desfolhadores é apenas necessária quando o nível de ação for atingido ou ultrapassado. Quando isto for necessário, é preciso escolher o melhor inseticida a ser utilizado. Para controle de lagartas, há uma grande variedade de produtos comerciais disponíveis. Entretanto, sempre que possível, deve se dar preferência pelos mais seletivos aos inimigos naturais (artrópodes benéficos) e menos impactantes ao homem e ao ambiente. Entre os grupos de produtos mais seletivos, encontram-se os inseticidas biológicos (vírus, fungos e bactérias), os inseticidas do grupo dos reguladores de crescimento de insetos (popularmente conhecido como “inseticidas fisiológicos”), além de outras novas moléculas disponíveis na indicação de produtos utilizados no controle de desfolhadores do grupo das antranilâmidas ou das diamidas do ácido ftálico (TECNOLOGIAS..., 2011).

Entre todos, os inseticidas mais seletivos são os biológicos, dentro os quais o grupo do baculovírus merece destaque na cultura da soja. A utilização do baculovírus anticarsia (vírus múltiplo de poliedrose nuclear de *A. gemmatalis* - AgMNPV) na soja iniciou-se em 1982/83, com a participação da assistência técnica oficial e de cooperativas, com a coordenação da Embrapa Soja em Londrina, criada em 1975. O uso do AgMNPV teve um aumento progressivo desde a safra 1982/83 (2.000 ha), alcançando uma extensão de aproximadamente 1,8 milhão de hectares na safra 2003-2004 (MOSCARDI, 2007; MOSCARDI et al., 2011). Ele foi também utilizado em outros países, como a Argentina, Bolívia, Colômbia, Paraguai e Uruguai. Além do baculovírus anticarsia, já existem também comercialmente o

baculovírus *spodoptera* e, em fase experimental, o baculovírus para *C. includens*. Apesar de todo o sucesso desse programa de controle biológico, seu principal benefício – que é a seletividade aos insetos benéficos e segurança ao ser humano – faz também que esses produtos sejam específicos para apenas uma praga-alvo. Na busca por produtos mais agressivos e de amplo espectro de ação, o uso do baculovírus vem sendo reduzido a cada ano. Hoje, o AgMNPV é aplicado anualmente em apenas cerca de 200-300 mil ha de soja, o que representa uma redução significativa da área total em que esse programa de controle biológico chegou a ser utilizado no passado na cultura da soja (para mais detalhes, ver Capítulo 8 – Inimigos Naturais das Pragas da Soja).

Outro grupo de insetos desfolhadores que eventualmente podem necessitar de alguma medida de controle são as vaquinhas, sempre que a desfolha ocasionada por esses coleópteros atingir 30% no período vegetativo ou 15% no período reprodutivo da cultura. Quando necessário, o controle de vaquinhas, em geral, é feito através de pulverização da parte aérea das plantas com inseticidas químicos, procurando atingir o inseto na fase adulta (TECNOLOGIAS..., 2011). Em áreas de cultivo orgânico, extratos de semente de Nim (*Azadirachta indica* A. Juss) também podem ser utilizados no controle de *Diabrotica* sp., pois, embora não cause morte rápida do inseto, afeta seu desenvolvimento e reduz a fertilidade, contribuindo para diminuir sua população. Nesse sistema orgânico, armadilhas com raízes de taiuiá (*Cayaponia martiana* Cogn.) como atrativas, embebidas em solução tóxica, normalmente colocadas em estacas distribuídas preferencialmente nas bordaduras do campo, a partir do aparecimento dos primeiros adultos, também podem ser utilizadas para reduzir o crescimento populacional das vaquinhas e sua disseminação na lavoura (HOFFMANN-CAMPO et al., 2003).

Além dos inseticidas químicos ou biológicos, existe, ainda, uma boa variabilidade genética da soja em relação à sua suscetibilidade às lagartas e vaquinhas. A resistência genética é uma alternativa promissora para o manejo destas pragas. Há genótipos de soja com alta resistência a *Colaspis* sp., *D. speciosa* (ROSSETTO, 1980; ROSSETTO et al., 1981) ou menos preferidos tanto por *Cerotoma* como por *Diabrotica* (LARA et al., 1999). Lourenção e Miranda (1986) também observaram genótipos com não preferência em situação de livre escolha para *D. viridipennis*. Além das vaquinhas, há também um grande potencial de utilizar essa tática de manejo (resistência de plantas) contra lagartas. Por exemplo, os genótipos de soja PI 274453, PI 274454 PI 227687 e IAC 73-228 apresentaram resistência à lagarta-enroladeira (*O. indicata*) (LOURENÇÃO et al., 1986). Adicionalmente, alguns genótipos de soja, como a PI 227687 e IAC -100, resistentes a insetos, possuem concentrações variáveis de flavonoides, como o flavonol rutina e a isoflavona genistina que afetam negativamente lagartas desfolhadoras, como *H. virescens* (HOFFMANN-CAMPO, 1995), *T. ni* (HOFFMANN-CAMPO et al., 2001) e *A. gemmatilis* (HOFFMANN-CAMPO et al., 2006). Estas informações são de grande importância para os programas de melhoramento, visando à aceleração do processo de obtenção de cultivares resistentes e/ou tolerantes (para mais detalhes, ver Capítulo 11) a estes insetos, que são, com certeza, mais uma tática de manejo de grande importância, para se somar às demais, na sustentação do MIP-Soja.

3.2. Manejo de mosca-branca

A mosca-branca é uma praga de difícil controle, cuja importância econômica na cultura da soja vem aumentando nos últimos anos. Por outro lado, ainda são escassos os estudos para o MIP dessa praga na cultura da soja. São necessários estudos para o refinamento do sistema de amostragem, nível de dano

econômico, cultivares resistentes, entre outros, que deverão ser a prioridade máxima das pesquisas nos próximos anos. Entretanto, em caráter imediato, o sojicultor que tem enfrentado esse problema deve se preocupar, principalmente, com alguns pontos que podem favorecer a praga, como o uso abusivo de defensivos agrícolas (inseticidas e também fungicidas) não seletivos aos inimigos naturais que pode desequilibrar o agroecossistema e favorecer a ocorrência de surtos de pragas. Além disso, quando o controle químico se fizer necessário, o mesmo deve ser feito com a utilização da tecnologia de aplicação correta para permitir que o produto possa atingir o alvo, visto que a mosca-branca pode permanecer protegida na parte abaxial das folhas mais baixas onde o inseticida tem dificuldade de ser depositado na pulverização.

Resultados preliminares de pesquisas mostram que a mosca-branca apenas causa redução na produtividade quando a infestação é grande o suficiente para promover a formação da fumagina (A. F. Bueno, comunicação pessoal). Entretanto, correlacionar o número de insetos presentes na folha com a formação da fumagina ainda é um desafio da pesquisa, que precisa ser mais bem estudado e, assim, melhor orientar o produtor sobre o momento apropriado de iniciar a aplicação de um inseticida. Outro ponto importante é o planejamento do plantio, porque a mosca-branca é um inseto com alta capacidade de movimentação e com capacidade de desenvolver-se sobre diversos hospedeiros. Sendo assim, fatores como culturas circunvizinhas, direção do vento e histórico da área são determinantes na probabilidade de ocorrer infestação na área e no sucesso de seu controle. Plantios escalonados são, muitas vezes, uma necessidade operacional e de mercado, mas, se feito na direção do vento, irá contribuir para a ocorrência da praga, pois estará sempre levando insetos das áreas mais velhas para as mais novas. Portanto, o MIP para

mosca-branca deve ser adotado em toda a região infestada, visto que medidas isoladas de controle não obtêm sucesso, principalmente devido à migração de *B. tabaci* de outras culturas, como o tomate, o que acarreta na rápida reinfestação da área.

A capacidade de dispersão de *B. tabaci* por longas distâncias tem sido observada principalmente no período da manhã, entre seis e 10 horas (BLACKMEER; BYRNE, 1993; GERLING; HOROWITZ, 1984), possibilitando à mosca-branca colonizar novas áreas e, assim, infestar as culturas vizinhas, seguindo normalmente as que estão localizadas na direção do vento (RIIS; NACHMAN, 2006). Entretanto, é comum que populações de mosca-branca apresentem insetos migrantes que também se movimentam em longas distâncias na direção contrária aos ventos predominantes, ignorando os estímulos das plantas (BYRNE, 1999). Assim, no manejo da cultura, quando bem delineado, considera diversas táticas de controle dentro do manejo integrado da mosca-branca, e a associação harmônica dessas diferentes táticas é extremamente importante para o sucesso do manejo. Na base do programa de MIP está a amostragem, que indicará o momento correto para o uso efetivo de inseticidas, ponto-chave para o sucesso MIP para mosca-branca (ELLSWORTH; MARTINEZ-CARRILLO, 2001).

3.2.1. Controle cultural

A limitação das datas de plantio reduz a possibilidade de migração do inseto de áreas de final de ciclo para áreas de início de desenvolvimento da cultura. Esse controle tem sido obrigatório por lei em muitos estados do Brasil através da instituição do vazio sanitário, que proíbe o plantio de soja e exige a destruição das plantas voluntárias de soja (tigueras) durante três meses do ano. Para as diferentes regiões produtoras, os períodos restritivos respeitam a sazonalidade de plantio de cada estado.

O vazio sanitário tem como principal função a redução da oferta de alimentos a *B. tabaci* e, consecutivamente, a multiplicação e manutenção da praga na área será prejudicada. O plantio durante o vazio sanitário somente é permitido aos produtores de sementes mediante autorização requerida junto aos órgãos oficiais de cada estado, e o desrespeito à legislação vigente que prevê o vazio sanitário é punido geralmente com multas.

A eliminação das tigueras pode ser realizada por processo químico (dessecação) ou através da incorporação com a grade. No sistema de plantio direto da soja, em áreas com plantas daninhas, altamente infestadas por mosca-branca, recomenda-se realizar a dessecação e o “pousio” da área por duas semanas antes da semeadura. Ainda, é possível usar hospedeiros atrativos e tolerantes, como abobrinha e berinjela, para controle localizado e também utilizar plantas como barreiras, a exemplo do milho e do sorgo, que auxiliam na redução da dispersão da praga (BALDIN et al. 2009).

Na prevenção da mosca-branca é importante evitar o abandono de lavouras e a demora para destruição dos restos culturais. Em plantações de tomate, melancia, entre outras, se após o final da colheita ocorrer demora em destruir os restos culturais, essas plantas podem ser fontes de disseminação da mosca-branca para culturas de soja circunvizinhas (A. F. Bueno, comunicação pessoal).

3.2.2. Uso de variedades de soja resistentes ou tolerantes

Como a filosofia do MIP preconiza o uso de diferentes táticas de controle de forma harmônica e apesar de o controle químico ainda ser a principal tática de controle da mosca-branca disponível no momento, o desenvolvimento de outras possibilidades de manejo desta praga é de crucial importância para o sucesso do programa na cultura da soja. Dentre essas táticas, a resistência de plantas merece grande destaque para o manejo

da mosca-branca, apresentando grande potencial, principalmente devido às suas características. Segundo Rossetto et al. (1986), esta tática: (1) não causa impactos negativos ao meio ambiente e/ou ao agricultor; (2) é de baixo custo ou até gratuita ao agricultor, pois as sementes adquiridas já são portadoras de resistência; (3) é de fácil utilização, pois não necessita de mão de obra especializada, beneficiando tanto o grande quanto o pequeno produtor; e (4) é compatível com outras táticas de manejo dentro da filosofia do MIP.

Os estudos de resistência varietal à mosca-branca devem ser mais explorados com o intuito de apresentar opções para reduzir os danos causados por este inseto (McAUSLANE, 1996). Esse tema tem sido objeto de diversos trabalhos, principalmente nos EUA (LAMBERT et al., 1997; LAMBERT et al., 1995; McPHERSON, 1996; McPHERSON; LAMBERT, 1995) e Brasil (LOURENÇÃO; MIRANDA, 1987; LOURENÇÃO; YUKI, 1982; VALLE; LOURENÇÃO, 2002), mas poucos deles foram desenvolvidos com cultivares adaptados ao plantio de soja no Brasil central, que atualmente é a maior região produtora de soja do país e que tem apresentado, nas últimas safras, aumento gradativo das populações de mosca-branca.

Os estudos que visam o levantamento e caracterização de genótipos resistentes à mosca-branca são de grande importância no manejo desta praga, sendo a identificação e a caracterização de fontes de resistência varietal os primeiros passos para o melhoramento genético vegetal obter genótipos tolerantes e/ou resistentes à praga. Essa seleção de cultivares resistentes pode ser acelerada quando os mecanismos de resistência são conhecidos (PILLEMER; TINGEY, 1976, VIEIRA et al. 2011).

Na biologia de mosca-branca, as cultivares resistentes podem ocasionar o aumento do período de desenvolvimento, a mortalidade das formas jovens, a mortalidade na transformação

para adulto, a redução do tamanho e do peso dos indivíduos, a redução da fecundidade, a alteração da proporção sexual e a alteração na longevidade do inseto (BECK, 1965; LARA, 1991; PAINTER, 1951; VIEIRA, et. al., 2011).

Características morfológicas e fisiológicas intrínsecas das plantas também podem estar relacionadas com resistência à mosca-branca: 1) características físicas, como a densidade, o comprimento e o ângulo de inserção dos tricomas (BERLINGER, 1986; BINDRA, 1985; BUTLER JUNIOR et al., 1986, 1991; BUTTER; VIR, 1989; FLINT; PARKS, 1990; MCAUSLANE, 1996; MOUND, 1965; SIPPELL, et al., 1987; WILSON et al., 1993); 2) a densidade e a disposição dos feixes vasculares (CHU et al., 1995); 3) a espessura e a área da lâmina foliar (BUTTER; VIR, 1989; FLINT; PARKS, 1990); 4) a cor (ELSEY; FARNHAM, 1994); 5) a quantidade de cera presente na superfície da planta (FARNHAM; ELSEY, 1995); 6) nutrição da planta (BENTZ et al., 1995a, 1995b; SKINNER; COHEN, 1994); 7) tricomas que exsudam acil-açúcares (LIEDL et al., 1995); e 8) concentração de compostos químicos, como o gossipol, em algodão (BUTTER et al., 1992; BUTTER; VIR, 1989).

Liedl et al. (1995) verificaram que a taxa efetiva de acil-açúcares que controlou a mosca-branca foi 29,06 $\mu\text{g}/\text{cm}^2$, concluindo que estes açúcares podem oferecer resistência parcial de *Lycopersicon pennellii* (Correll) à mosca-branca. Outra característica importante das infestações de mosca-branca na cultura da soja é a aparente diferença de intensidade de fumagina entre cultivares cultivadas nas mesmas condições de campo, mesmo quando em análise visual estejam igualmente infestadas pelo inseto (TAMAI et al., 2006). Como a fumagina é um dos fatores responsáveis pela redução da capacidade fotossintética das plantas, mesmo não sendo consideradas resistentes à mosca-branca, mas que de alguma forma propiciem um menor

desenvolvimento da fumagina, podem ser utilizadas como uma estratégia importante no manejo da *B. tabaci*. Resultados encontrados até o momento demonstram que IAC 17 e IAC 19 apresentam resistência do tipo não preferência para oviposição (VALLE; LOURENÇÃO, 2002). Entretanto, ainda muitos outros materiais precisam ser testados e são os objetivos das pesquisas nessa área no momento.

3.2.3. Controle químico

Em algumas culturas como as hortaliças, o controle químico da mosca-branca, muitas vezes, se inicia com o tratamento de sementes com inseticidas do grupo dos neonicotinoides. Na cultura da soja, alguns técnicos vêm também recomendando o uso de neonicotinoides via tratamento de sementes. Entretanto, esses produtos são geralmente caros, além de período residual curto, variando com as condições específicas de temperatura, pluviosidade, tipo de solo, etc. Em geral, a ação destes produtos não ultrapassa mais de 21 dias após a emergência das plantas. Portanto, o seu uso apenas se justifica em áreas cujo histórico demonstra uma grande probabilidade de ocorrência da mosca-branca já no início do desenvolvimento da cultura. Neste caso, a cultura ficaria protegida, durante os períodos residuais de cada produto, controlando efetivamente a população de adultos migrantes e evitando o crescimento populacional da praga, em função da redução nas posturas e, conseqüentemente, eclosão de ninfas.

Com aplicações foliares com inseticidas específicos, como os produtos do grupo dos neonicotinoides ou dos reguladores de crescimento de insetos, os melhores resultados no controle de *B. tabaci* têm sido obtidos. Entretanto, esses produtos geralmente são caros, principalmente, considerando que ainda não existe um nível de ação estabelecido para essa praga na cultura da soja. Embora, pouco ainda se conheça em relação

aos danos causados pela mosca-branca na cultura, o uso de produtos com maior espectro de ação, como os inseticidas que contêm piretroides e/ou organofosforado em sua composição, têm sido usados no controle desta praga. Apesar de mais baratos e normalmente atingirem mais de uma espécie de praga, a sua eficácia para o controle da mosca-branca não têm sido satisfatória, agravando o problema, principalmente, em anos ou regiões mais secas, como o oeste da Bahia. Além disso, esses produtos são prejudiciais aos principais inimigos naturais, o que pode desequilibrar ainda mais o agroecossistema da soja, favorecendo a reinfestação mais rápida da mosca-branca, além de outras pragas que poderiam estar sendo naturalmente mantidas sob controle.

Uma grande dificuldade no controle da mosca-branca com o uso de inseticidas na soja está na tecnologia de aplicação, principalmente quando a praga ocorre no período reprodutivo, com a planta bem desenvolvida. Isto dificulta o molhamento das folhas localizadas nas partes mais baixas da planta que funcionam como fonte de reinfestação. Nesta situação é preferível o uso de inseticidas que tenham translocação na planta, além da utilização de volume e ponteiros de aplicação adequadas.

Outro problema que têm se agravado através da utilização indevida do controle químico da mosca-branca é a seleção de populações resistentes da praga aos princípios ativos dos inseticidas utilizados, como já demonstrado por Erdogan et al. (2008). Portanto, o manejo da resistência é também parte fundamental do MIP-Soja para mosca-branca. Entre as principais recomendações para evitar ou retardar a seleção de populações resistentes aos inseticidas utilizados está a utilização constante do controle químico apenas quando a população atingir o nível de ação. Contudo, esse nível ainda está sendo estudado para a cultura da soja, mas é superior a 40 ninfas/folíolo, segundo resultados

preliminares de pesquisas. Além disso, deve-se fazer a rotação de produtos com diferentes mecanismos de ação e não aplicar o mesmo ingrediente ativo mais de duas vezes ou não repetir o mesmo tratamento após 7 dias da aplicação.

3.3. Manejo de ácaros e tripes

A grande dificuldade do manejo de ácaros e tripes é que ainda não se conhece um procedimento adequado para sua amostragem e o momento correto para se recomendar a aplicação de inseticidas (níveis de ação). Sendo assim, antes de aplicar medidas de controle, é preciso avaliar a presença de ácaros e tripes em toda a cultura, examinando vários pontos da lavoura, principalmente os que estão a favor do vento, para verificar a extensão do ataque nas plantas aparentemente não infestadas. Uma forma de amostrar, quando não existe a disponibilidade de uma lupa de aumento apropriado (10 vezes), consiste em bater os folíolos sobre uma folha de papel branca e verificar a presença de tripes.

Quando se detectam populações iniciais, o controle dessas pragas pode ser limitado aos focos (reboleiras), principalmente para ácaros, que têm uma mobilidade menor que o tripes. Porém, quando a detecção é tardia, a infestação pode estar generalizada, tornando-se necessária a aplicação na área total. É preciso, ainda, considerar que os tripes podem ser vetores do vírus da queima do broto da soja; neste caso, a tolerância da planta à praga é sensivelmente reduzida.

Para tripes, existem várias opções para o manejo e controle de suas populações, visando reduzir ou eliminar seus danos à cultura da soja. Costa e Almeida (1978) e Moscardi et al. (1980) sugerem que, inicialmente, deve-se proceder à eliminação de plantas daninhas ou plantas da vegetação espontânea, hospedeiras de tripes e, principalmente, de suas viroses, como no caso da cravorana, próximas das áreas a serem semeadas com soja.

A rotação de cultura com espécies não hospedeiras de tripes também pode ser uma solução viável. O milho não é colonizado pelos tripes, sendo indicado para substituir a soja, por um período de dois a três anos, naquelas lavouras com histórico de ataques severos do inseto. Isso promoveria uma redução populacional de tripes virulíferos e, conseqüentemente, da incidência da doença. Almeida e Corso (1990), em ensaios realizados por três safras consecutivas em Arapoti, na região Nordeste do Paraná, concluíram que o atraso da semeadura mostra-se como a medida mais eficaz na redução da incidência desta doença. Os resultados mostraram que semeaduras realizadas após a data de 15 de dezembro não apresentam mais do que 25% de plantas infectadas, em virtude do efeito acumulativo das chuvas, que reduz drasticamente a densidade populacional de tripes.

Os tripes podem ser eficientemente controlados por diferentes moléculas de inseticidas. No entanto, existe apenas um inseticida registrado para esta finalidade na cultura (AGROFIT, 2012).

A ocorrência de ácaros em soja é condicionada por fatores climáticos favoráveis. A estiagem favorece a ocorrência de ácaros da família Tetranychidae, e períodos chuvosos favorecem os da família Tarsonemidae. No entanto, o manejo fitossanitário da cultura pode intensificar o ataque da praga. Inseticidas e fungicidas podem favorecer o ataque de Tetranychidae em soja (ROGGIA, 2010).

São amplamente conhecidos os efeitos de inseticidas piretroides favorecendo os ácaros-praga, que, segundo Trichilo e Wilson (1993), podem ser agrupados nos seguintes itens: (i) efeito deletério de piretroides sobre inimigos naturais, principalmente sobre ácaros predadores; (ii) o efeito da dispersão causada pelos piretroides, que proporciona rearranjos da população, reduzindo a competição intraespecífica e favorecendo o aumento da

densidade populacional de ácaros; (iii) o efeito de doses subletais de piretroides estimulando o incremento populacional de tetraniquídeos, devido à ação direta do inseticida sobre os ácaros ou indireto sobre a fisiologia da planta; (iv) o efeito deletério dos piretroides sobre outros fitófagos, reduzindo a competição interespecífica, favorecendo os ácaros tetraniquídeos; e (v) a possibilidade de os piretroides alterarem a razão sexual induzindo a um maior número de fêmeas na população que favorece o incremento populacional de ácaros. Tais hipóteses são embasadas, entre outros, respectivamente, por Dittrich et al. (1974), Iftner e Hall (1983, 1984), Gerson e Cohen (1989) e Shanks Junior et al. (1992).

Inseticidas neonicotinoides afetam negativamente os ácaros predadores (JAMES, 2003), bem como alteram o padrão de oviposição de ácaros-praga (JAMES; PRICE, 2002; SIQUEIRA, 2011). Tais características podem favorecer o seu aumento populacional no longo prazo. Em soja, os inseticidas neonicotinoides são indicados, em mistura comercial com piretroide, para o controle de percevejos fitófagos. Assim, sempre que possível, a utilização desses inseticidas, para o controle de percevejos, deve ser realizada após o início de formação de vagens (R3) e apenas quando for atingido o nível de controle para esta praga. Dessa forma, os possíveis efeitos dos neonicotinoides e piretroides, favorecendo as populações de ácaros, tardarão a aparecer.

Quanto aos inseticidas piretroides, é conveniente, sempre que possível, evitar a sua utilização em soja, principalmente nas pulverizações realizadas no início do ciclo da cultura. Tais pulverizações frustram a colonização da lavoura por inimigos naturais das pragas, favorecendo a ocorrência de surtos populacionais de ácaros.

Os fungicidas dos grupos químicos dos triazóis, estrobirulinas e benzimidazóis afetam negativamente o fungo acaropatogênico

N. floridana, favorecendo o aumento populacional de ácaros em soja (ROGGIA, 2010; WEKESA et al., 2008). O agricultor não pode deixar de aplicar fungicida na soja sob risco de perda da produção pela ferrugem-asiática da soja. No entanto, sempre que possível, deve ser evitada a realização de pulverizações anteriores ao florescimento da soja, preservando, assim, por mais tempo, o fungo de controle biológico no ecossistema da soja.

O estudo de Roggia (2010) indica que o uso racional de agrotóxicos na cultura, principalmente de inseticidas e fungicidas, pode reduzir a intensidade de ataque de ácaros em soja. Porém, quando necessário o controle de ácaros pode ser realizado com a utilização de acaricidas químicos. Vários acaricidas apresentam eficiência de controle de ácaros em diferentes culturas agrícolas. Entretanto, em soja existem apenas quatro produtos registrados para o controle dessa praga (AGROFIT, 2012).

4. CONSIDERAÇÕES FINAIS

O conjunto de organismos pragas que atacam as folhas de soja é composto por um grande número de espécies que pode variar em sua composição nas diferentes regiões e safras, em virtude, principalmente, das condições climáticas e manejo adotado para o desenvolvimento da cultura (manejo do solo, adubação, sistema de cultivo, etc.). Em geral, as lagartas *C. includens* e *A. gemmatalis* são as espécies mais importantes e mais frequentemente observadas na soja. Entretanto, outras pragas como o complexo de lagartas do gênero *Spodoptera*, a lagarta-da-maçã do algodoeiro (*H. virescens*) e os ácaros fitófagos vem crescendo em importância nas últimas safras.

Com a liberação da soja Bt, resistente às principais lagartas que atacam a soja, prevista para as próximas safras, esse cenário pode mudar. Porém, é importante destacar que não podemos considerar a soja Bt como a única ferramenta no controle de

lagartas, caso contrário, estaremos cometendo o mesmo erro relacionado aos inseticidas na década de 1960, quando o descobridor do DDT ganhou o prêmio Nobel e a guerra contra os insetos foi considerada como vencida. No MIP-Soja é importante integrar diferentes táticas de controle de pragas e a soja Bt será mais uma tática a ser integrada nessa filosofia de manejo. Ao utilizar única e exclusivamente a soja Bt estaremos favorecendo a seleção de lagartas resistentes às proteínas do Bt, inviabilizando esta tecnologia, a curto prazo.

No contexto de mudanças, é importante salientar que o objetivo do capítulo não foi esgotar este vasto assunto, mas sim fornecer subsídios ao leitor para conhecer e assim ter melhores condições de implementar táticas eficientes de manejo contra essas pragas de forma integrada. A utilização do conjunto de tecnologias discutido nesse capítulo, além de proporcionar um melhor manejo dessas pragas, alia produtividade com sustentabilidade, propiciando redução de gastos com inseticidas ou outros agrotóxicos.

Atualmente, o Brasil é um dos principais consumidores de agrotóxicos no mundo, sendo que em soja, grande parte dos agrotóxicos é utilizado para o controle de artrópodes desfolhadores. Mesmo com uma possível redução de uso em consequência da liberação da soja Bt, o conjunto de desfolhadores ainda continuará a ser uma ameaça a essa lavoura. Entretanto, se o MIP-Soja, visto como um conjunto de tecnologias associado de forma harmônica como proposto nesse capítulo for integralmente adotado pelos sojicultores, as perspectivas serão excelentes nos próximos anos, pois um menor número de aplicações de inseticidas serão realizadas por área, favorecendo, inclusive, o manejo das pragas que ocorrem no estágio reprodutivo da soja, que serão possivelmente mais afetadas pelos inimigos naturais que foram preservados, com a menor utilização de inseticidas no início do desenvolvimento da

cultura. Caso contrário, o uso de inseticidas químicos tenderá a aumentar no Brasil, levando a maiores problemas ambientais do que os atualmente verificados, ou seja, maior poluição (solo e água) e intoxicações humanas por agrotóxicos.

5. REFERÊNCIAS

- ABOT, A.R.; ARAGON, J. **Producción girasol**. Buenos Aires: Departamentos de Estudios (Comisión de Girasol) y de Prensa y Difusión, 1987. 191 p. (Cuadernos de Actualización Técnica, 40).
- AGROFIT. Sistema de Agrotóxicos Fitossanitários. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. **Consulta de pragas**. Disponível em: <http://agrofit.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons>. Acesso em: 30 de set. de 2012.
- ALFORD, A.R.; HAMMOND JUNIOR, A.M. Plusiinae (Lepidoptera: Noctuidae) populations in Louisiana soybeans ecosystems as determined with loop lure-baited traps. **Journal of Economic Entomology**, v. 75, p. 647-650, 1982.
- ALLEN, G.E.; GREENE, G.L.; WHITCOMB, W.H. An epizootic of *Spicaria rileyi* on the velvetbean caterpillar, *Anticarsia gemmatalis*, in Florida. **Florida Entomologist**, v. 54, p. 189-191, 1971.
- ALMEIDA, A.M.R.; CORSO, I.C. **A queima-do-broto da soja**. Londrina: Embrapa-CNPSo, 1990. 7 p. (EMBRAPA-CNPSo. Comunicado Técnico, 41).
- ALMEIDA, A.M.R.; CORSO, I. Effect of sowing time on the incidence of bud blight in soybean (*Glycine max* L. Merr.). **Journal of Phytopathology**, v. 132, p. 251-257, 1991.
- ALMEIDA, A.M.R.; NASKAHARA, S.; SOSA-GÓMEZ, D.R. Thrips species identified in soybean fields in Brazil. **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, v. 23, p. 363-365, 1994.
- ALMEIDA, A.M.R.; VLIET, H.V.D.; KITAJIMA, E.W.; PIUGA, F.F.; MARIN, S.R.R.; VALENTIN, N.; BITTNECK, E.; BENATO, L.C.; NEPOMUCENO, A.L.; OLIVEIRA, T.G. Vírus da necrose da haste: ocorrência no Brasil e controle. In: REUNIÃO DE PESQUISA DE SOJA DA REGIÃO CENTRAL DO BRASIL, 24., 2002. São Pedro, SP. **Resumos...** Londrina: Embrapa Soja, 2002. p. 57-73. (Embrapa Soja. Documentos, 185).
- ANDRÉ, H.M.; REMACLE, C. Comparative and functional morphology of the gnathosoma of *Tetranychus urticae* (Acari: Tetranychidae). **Acarologia**, v. 25, p.179-190, 1984.

ANDREWS, G.; DAVES, C.; KOGER, T.; REED, J.; BURDINE, B.; DODDS, D.; LARSON, E.; ROBBSINS, J.; CATCHOT, A.; GORE, J.; MUSSER, F.; SMITH, J.; COOK, D.; JACKSON, R.; MCKIBBEN, P.; WINTERS, S. **Insect control guides for cotton, soybeans, corn, grain sorghum, wheat, sweetpotatoes & pastures**. Mississippi: Mississippi State University Extension Service, 2009. 64 p. (Publication, 2471).

ÂNGULO, A.D.; WEIGERT, G.T. *Rachiplusia nu* (Guenée), biología y estados inmaduros (Lepidoptera: Noctuidae). **Boletín de la Sociedad de Biología de Concepción**, v. 48, p. 117-122, 1974.

ARMSTRONG, A.M.; RUIZ, H.; PANTOJA, A. *Anticarsia gemmatalis* Hubner (Lepidoptera: Noctuidae): A new pest attacking pigeon pea in Puerto Rico. **Journal of Agriculture of the University of Puerto Rico**, v. 74, p. 93-94, 1990.

ARTIGAS, J.N. Population dynamics in lepidoptera of agricultural importance in Chile. **Boletín de la Sociedad de Biología de Concepción**, v. 45, p. 5-93, 1972.

ÁVILA, C.J.; PARRA, J.R.P. Desenvolvimento de *Diabrotica speciosa* (Germar) (Coleoptera: Chrysomelidae) em diferentes hospedeiros. **Ciência Rural**, v. 32, p. 739-743, 2002.

BAKER, E.W.; TUTTLE, D.M. **A guide to the spider mites (Tetranychidae) of the United States**. Indira Publishing House, 1994. 347 p.

BALDIN, E.L.L.; BENEDUZZI, R.A.; SOUZA, D.R.; SOUZA, E.S. Resistência de genótipos de abobrinha a *Bemisia tabaci* (Genn.) Biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae). **Neotropical Entomology**, v. 38, p. 526-530, 2009.

BARBUT, J. Révision du genre *Rachiplusia* Hampton, 1913 (Lepidoptera, Noctuidae, Plusiinae). **Bulletin de la Société Entomologique de France**, v. 113, p. 445-452, 2008.

BAYHAN, E.; ULUSOY, M.R.; BROWN, J.K. Host range, distribution, and natural enemies of *Bemisia tabaci* 'B biotype' (Hemiptera: Aleyrodidae) in Turkey. **Journal of Pest Science**, v. 79, p. 233-240, 2006.

BECK, S.D. Resistance of plants to insects. **Annual Review of Entomology**, v. 10, p. 207-232, 1965.

BELLOWS Jr., T.S.; PERRING, T.M.; GILL, R.J.; HEADRICK, D.H. Description of a species of *Bemisia* (Homoptera: Aleyrodidae). **Annals of the Entomological of the Society of America**, v. 8, p. 195-206, 1994.

BENTZ, J.A.; REEVES, J.; BARBOSA, P.; FRANCIS, B. Nitrogen fertilizer effect on selection, acceptance, and suitability of *Euphorbia pulcherrima* (Euphorbiaceae) as a host plant to *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae). **Environmental Entomology**, v. 24, p. 40-45, 1995a.

BENTZ, J.A.; REEVES, J.; BARBOSA, P.; FRANCIS, B. Within-plant variation in nitrogen and sugar content of poinsettia and its effects on the oviposition pattern, survival, and development of *Bemisia argentifolii* (Homoptera: Aleyrodidae). **Environmental Entomology**, v. 24, p. 271-277, 1995b.

BERCELLINI, N.; MALACALZA, L. Plagas y depredadores en soja en el noroeste de la Provincia de Buenos Aires (Arg.). **Turrialba**, v. 44, p. 244-254, 1994.

BERLINGER, M.J. Host plant resistance to *Bemisia tabaci*. **Agriculture, Ecosystems & Environment**, v. 17, p. 69-82, 1986.

BERNARDI, O. **Avaliação do risco de resistência de lepidópteros-praga (Lepidoptera: Noctuidae) à proteína Cry1Ac expressa em soja MON 87701 x MON 89788 no Brasil**. 2012. 144f. Tese (Doutorado em Entomologia) – Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Universidade de São Paulo, Piracicaba, 2012.

BERTOLLO, E.C. **Efeito da temperatura e do hospedeiro na biologia do ácaro-rajado, *Tetranychus urticae* Koch (Acari: Tetranychidae)**. 2007. 111f. Dissertação (Mestrado em Agronomia) – Faculdade de Agronomia e Medicina Veterinária, Universidade de Passo Fundo, Passo Fundo, 2007.

BINDRA, O.S. Relation of cotton cultivars to the cotton pest problem in the Sudan Gezira. **Euphytica**, v. 34, p. 849-856, 1985.

BLACKMEER, J.L.; BYRNE, D.N. Flight behavior of *Bemisia tabaci* in a vertical flight chamber: effect of time of day, sex, age and host quality. **Physiological Entomology**, v. 18, p. 223-232, 1993.

BOARD, J.E.; KUMUDINI, S.; OMIELAN, J.; PRIOR, E.; KAHN, C.S. Yield response of soybean to partial and total defoliation during the seed-filling period. **Crop Science**, v. 50, p. 703-712, 2010.

BOLDT, P.E.; BIEVER, K.D.; IGNOFFO, C.M. Lepidopteran pests of soybean: consumption of soybean foliage and pods and development time. **Journal of Economic Entomology**, v. 68, p. 480-482, 1975.

BOLLAND, H.H.; GUTIERREZ, J.; FLECHTMANN, C.H.W. **World catalogue of the spider mite family (Acari: Tetranychidae)**. Leiden: Brill, 1998. 392 p.

BORTOLI, S.A. de; PARRA, J.R.P.; LARA, F.M. Aspectos biológicos de *Hedylepta indicata* (Fabricius, 1775) (Lepidoptera-Pyralidae) em soja (*Glycine max* (L.) Merrill), sob condições de laboratório. **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, v. 11, p. 23-32, 1982.

BOTTIMER, L.J. Notes on some Lepidoptera from eastern Texas. **Journal Agricultural Research**, v. 39, p. 797-819, 1926.

- BROUGHAM, R.W. Effect of intensity of defoliation on regrowth of pasture. **Australian Journal of Agricultural Research**, v. 7, p. 377-387, 1956.
- BROUGHAM, R.W. Effect of intensity of defoliation on regrowth of pasture. **Australian Journal of Agricultural Research**, v. 7, p. 377-387, 1956.
- BROUGHAM, R.W. Interception of light by the foliage of pure and mixed stands of pasture plants. **Australian Journal of Agricultural Research**, v. 9, p. 39-52, 1958.
- BROWN, J.K.; BIRD, J. Whitefly – transmitted geminiviruses and associated disorders in the Americas and the Caribbean Basin. **Plant Disease**, v. 76, p. 220-225, 1992.
- 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.
- BUENO, A.F.; BATISTELA, M.J.; MOSCARDI, F.; BUENO, R.C.O.F., NISHIKAWA, M.; HIDALGO, G.; SILVA, L.; GARCIA, A.; CORBO, E.; SILVA, R.B. **Níveis de desfolha tolerados na cultura da soja sem a ocorrência de prejuízos à produtividade**. Londrina: EMBRAPA-CNPSo, 2010a, 11 p. (Embrapa Soja. Circular Técnica, 79).
- BUENO, A.F.; BUENO, R.C.O.F.; FERNANDES, O. Resposta fisiológica de plantas de soja e tomate à injúria causada pela mosca-branca *Bemisia tabaci* raça B (Hemiptera: Aleyrodidae). **Ecossistema**, v. 30, p. 65-70, 2005.
- BUENO, A.F.; CORRÊA-FERREIRA, B.S.; BUENO, R.C.O.F. Controle de pragas apenas com o MIP. **A Granja**, v. 1, p. 76-79, 2010b.
- BUENO, R.C.O.F.; PARRA, J.R.P.; BUENO, A.F.; MOSCARDI, F.; OLIVEIRA, J.R.G.; CAMILLO, M.F. Sem barreira. **Revista Cultivar**, v. 93, p. 12-15, 2007.
- BUENO, R.C.O.F.; BUENO, A.F.; MOSCARDI, F.; PARRA, J.R.P.; HOFFMANN-CAMPO, C.B. Lepidopteran larvae consumption of soybean foliage: basis for developing multiple-species economic thresholds for pest management decisions. **Pest Management Science**, v. 67, p. 170-174, 2011.
- BUNTIN, G.D.; GILBERTZ, D.A.; OETTING, R.D. Chlorophyll loss and gas exchange in tomato leaves after feeding injury by *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae). **Journal of Economic Entomology**, v. 86, p. 517-522, 1993.
- BURLEIGH, J.G. Population dynamics and biotic controls of the soybean looper in Louisiana. **Environmental Entomology**, v. 1, p. 290-294, 1972.
- BUSCHMAN, L.L.; PITRE, H.N.; HOVERMALE, C.H.; EDWARDS Jr, N.C. Occurrence of the velvetbean caterpillar in Mississippi: winter survival or immigration. **Environmental Entomology**, v. 10, p. 45-52, 1981.

- BUSCHMAN, L.L.; WHITCOMB, W.H.; NEAL, T.M.; MAYS, D.L. Winter survival and hosts of the velvetbean caterpillar in Florida. **Florida Entomology**, v. 60, p. 267-273, 1977.
- BUTTER, N.S.; VIR, B.K. Morphological basis of resistance in cotton to the whitefly *Bemisia tabaci*. **Phytoparasitica**, v. 17, p. 251-261, 1989.
- BUTTER, N.S.; VIR, B.K.; KAUR, G.; SINGH, T.H.; RAHEJA, R.K. Biochemical basis on resistance to whitefly *Bemisia tabaci* Genn. (Aleyrodidae: Hemiptera) in cotton. **Tropical Agriculture**, v. 69, p. 119-122, 1992.
- BUTTNER JUNIOR, G.D.; HENNEBERRY, T.J. WILSON, F.D. *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) on cotton: Adult activity and cultivar oviposition preference. **Journal of Economic Entomology**, v. 79, p. 350-354, 1986.
- BUTTNER JUNIOR, G.D.; WILSON, F.D.; FISHLER, G. Cotton leaf trichomes and populations of *Empoasca lybica* and *Bemisia tabaci*. **Crop Protection**, v. 10, p. 461-464, 1991.
- BUZZI, Z.J. **Entomologia didática**. Curitiba: Secretaria de Estado do Planejamento do Paraná/Conselho Estadual de Ciência e Tecnologia, 1985. 271 p.
- BYRNE, D.N. Migration and dispersal by the sweet potato whitefly, *Bemisia tabaci*. **Agricultural and Forest Meteorology**, v. 97, p. 309-316, 1999.
- CABRERA WALSH, G. Host range and reproductive traits of *Diabrotica speciosa* (Germar) and *Diabrotica viridula* (F.) (Coleoptera: Chrysomelidae), two species of South american pest tootworms, with notes on other species of Diabroticina. **Environmental Entomology**, v. 32, p. 276-285, 2003.
- CABRERA, I.; ESTÉVEZ, C.; VÉLEZ, A.; MORALES, R.; VITERI, D. Insectos presentes y su incidencia en soya (*Glycine max*) y habichuela (*Phaseolus vulgaris*) en 3 localidades en Puerto Rico. In: SOCIETY OF PUERTO RICO AGRICULTURAL SCIENCE, ANNUAL SCIENTIFIC REUNION, 2006, Guayanilla. **Proceedings...** Mayaguez: Agricultural Experiment Station Press, p. 24-25.
- CANERDAY, T.D.; ARANT, F.S. Biology of *Pseudoplusia includens* and notes on biology of *Trichoplusia ni*, *Rachiplusia ou* and *Autographa biloba*. **Journal of Economic Entomology**, v. 60, p. 870-871, 1967.
- CAPINERA, J.L. **Tobacco budworm, *Heliothis virescens* (Fabricius) (Insecta: Lepidoptera: Noctuidae)**. Gainesville: Univers, 2001. 7 p. (EENY-219). Disponível em: <<http://www.edis.ifas.ufl.edu>>. Acesso em: 23 mar. 2010.
- CARDOSO, A.M.; RAMIRO, Z.A.; BENATTI, F.V.; FERREIRA, J.H.F.; FERREIRA, A. Comparação da biologia e do consumo foliar de lagartas de *Anticarsia gemmatalis* Hubner, 1818 (Lepidoptera: Noctuidae) obtidas em campo e em criação com dieta artificial. **Ecosistema**, v. 21, p. 36-39, 1996.

- CARLSON, E.C. Spider mites on soybeans - injury and control. **California Agriculture**, v. 23, p. 16-18, 1969.
- CARNER, G.R.; SHEPARD, M.; TURNIPSEED, S.G. Seasonal abundance of insect pests of soybeans. **Journal of Economic Entomology**, v. 67, p. 487-493, 1974.
- CHAPIN, J.B.; CALLAHAN, P.S. A list of the Noctuidae (Lepidoptera, insect) collected in the vicinity of Baton Rouge, Louisiana. **Proceedings of the Latvian Academy of Sciences**, v. 30, p. 39-48, 1967.
- CHIEN, C.C.; CHOU, L.Y.; CHIU, C.H. Biology and natural enemies of *Hedylepta indicata* in Taiwan. **Journal Agriculture Research China**, v. 33, p. 181-189, 1984.
- CHITTENDEN, F.H. The caterpillar of *Anticarsia gemmatalis* injuring velvetbean. **USDA Bureau of Entomology Bulletin**, v. 54, p. 77-79, 1905.
- CHU, C.C.; HENNEBERRY, T.J.; COHEN, A.C. *Bemisia argentifolii* (Homoptera: Aleyrodidae): host preference and factors affecting oviposition and feeding site preference. **Environmental Entomology**, v. 24, p. 354-360, 1995.
- CONSOLI, F.L.; KITAJIMA, E.W.; PARRA, J.R.P. Ultrastructure of the natural and factitious eggs of *Trichogramma galloi* Zucchi and *Trichogramma pretiosum* Riley (Hymenoptera: Trichogrammatidae). **International Journal of Insect Morphology and Embriology**, v. 28, p. 211-229, 1999.
- CORRÊA, B.S.; PANIZZI, A.R.; NEWMAN, G.G.; TURNIPSEED, S.G. Distribuição geográfica e abundância estacional dos principais insetos-pragas da soja e seus predadores. **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, v. 6, p. 40-50, 1977.
- CORRÊA, B.S.; SMITH, J.G. *Nomuraea rileyi* attacking the velvetbean caterpillar, *Anticarsia gemmatalis*, in Paraná. **Florida Entomologist**, v. 58, p. 280, 1975.
- CORSO, I.C.; CAMPO, C.B.F.; CORRÊA-FERREIRA, B.S. Soja – mais um bicudo na soja. **Revista Cultivar Grandes Culturas**, v. 4, p. 6-9, 2002.
- COSTA, A.; COSTA, C.L.; SAUER, H.F.G. Surto de mosca-branca em culturas do Paraná e São Paulo. **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, v. 2, p. 20-30, 1973.
- COSTA, A.S.; ALMEIDA, A.M.R. **A queima-do-broto-da-soja em plantações novas do Paraná**. Londrina: Relatório de viagem preparado para o Centro Nacional de Pesquisa de Soja (EMBRAPA-CNPSO). 1978. 15 p.
- COSTA, A.S.; LIMA NETO, V. da C. Transmissão do vírus da necrose branca do fumo por *Frankliniella* sp. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE FITOPATOLOGIA, 9., 1970. **Resumos...** Campinas: Sociedade Brasileira de Fitopatologia, 1970, np.

- COSTA, M.A.G.; BALARDIN, R.S.; COSTA, E.C.; GRÜTZMACHER, A.D.; SILVA, M.T.B. Níveis de desfolha na fase reprodutiva da soja, cv. Ocepar 14, sobre dois sistemas de cultivo. **Ciência Rural**, v. 33, p. 813-819, 2003.
- CRUMB, S.E. **The larvae of the Phalaenidae**. Washington: 1956. 1.135 p. (USDA Technical Bulletins).
- DAVIDSON, J.L.; DONALD, C.M. The growth of swards of subterranean clover with particular reference to leaf area. **Australian Journal of Agricultural Research**, v. 9, p. 53-72, 1958.
- DEGRANDE, P.E.; VIVAN, L.M. Pragas da soja. In: **Tecnologia e produção: soja e milho 2010/2011**. Maracaju: FUNDAÇÃO MS, 2010. p. 117-170.
- DITTRICH, V.; STREIBERT, P.; BATHE, P.A. An old case reopened: mite stimulation by insecticide residues. **Environmental Entomology**, v. 3, p. 534-540, 1974.
- DOUGLAS, W.A. The velvetbean caterpillar as a pest of soybeans in southern Louisiana and Texas. **Journal of Economic Entomology**, v. 23, p. 684-690, 1930.
- EICHLIN, T.D.; CUNNINGHAM, H.B. Characters for identification of some common plusiine caterpillars of the Southeastern United States. **Annual Entomological Society of America**, v. 62, p. 507-510, 1969.
- EICHLIN, T.D.; CUNNINGHAM, H.B. The Plusiinae (Lepidoptera: Noctuidae) of America north of Mexico; emphasizing genitalic and larval morphology. United State Department Agriculture, **Technical Bulletin**. n. 1567, 1978. 122 p.
- ELLISOR, L.O. Control of the velvet bean caterpillar, *Anticarsia gemmatilis* Hubner in seed production. **Louisiana Agricultural Experiment Station**, v. 90, p. 8-9, 1938.
- ELLISOR, L.O. Notes on the biology and control of the velvetbean caterpillar, *Anticarsia gemmatilis* Hbn. **Louisiana Agriculture Experimental Station Bulletin**, v. 298, p. 8-9, 1942.
- ELLISOR, L.O.; GRAHAM, L.T. A recent pest of alfalfa. **Journal of Economic Entomology**, v. 30, p. 278- 280, 1937.
- ELLSWORTH, P.C.; MARTINEZ-CARRILLO, J.L. IPM for *Bemisia tabaci*: a case study from North America. **Crop Protection**, v. 20, p. 853-869, 2001.
- ELSEY, K.D.; FARNHAM, M.W. Response of *Brassica oleracea* L. o *Bemisia tabaci* (Gennadius). **HortScience**, v. 29, p. 814-817, 1994.
- ENDRIS, R.G. **The biology and overwintering of the cabbage looper and soybean looper in Florida**. 1973. 59f. Thesis – University of Florida, Gainesville, 1973.

ERDOGAN, C.; MOORES, G.D.; GURKAN, M.O.; GORMAN, K.J.; DENHOLM, I. Insecticide resistance and biotype status of populations of the tobacco whitefly *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Alyrodidae) from Turkey. **Crop Protection**, v. 27, p. 600-605, 2008.

FARIAS, A.R.N.; MATOS, A.P. Plantas infestantes hospedeiras de moscas-brancas em plantios de mandioca. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE MANDIOCA, 11., 2005. **Resumos...** Campo Grande, 2005.

FARNHAM, M.W.; ELSEY, K.D. Recognition of *Brassica oleracea* L. resistance against silverleaf whitefly. **HortScience**, v. 30, p. 343-347, 1995.

FERNANDES, O.A. **Desenvolvimento do programa de manejo integrado de pragas do melão: reflexão e síntese evolutiva.** 2004. 77f. Tese (Livre Docência) – Unesp, Jaboticabal., 2004.

FERREIRA, B.S.C.; PANIZZI, A.R. Distribuição de ovos e lagartas de *Anticarsia gemmatalis* Hübner em plantas de soja. **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, v. 7, p. 54-59, 1978.

FITT, G. P. The ecology of *Heliothis species* in relation to agroecosystems. **Annual Review of Entomology**, v. 34, p. 17-52, 1989.

FLECHTMANN, C.H.W. **Ácaros de importância agrícola.** São Paulo: Nobel, 1972. 150 p.

FLECHTMANN, C.H.W. **Elementos de acarologia.** São Paulo: Livraria Nobel S.A., 1975. 344 p.

FLINT, H.M.; PARKS, N.J. Infestation of germplasm lines and cultivar of cotton in Arizona by whitefly nymphs (Homoptera: Aleyrodidae). **Journal of Entomological Science**, v. 25, p. 223-229, 1990.

FOLSOM, J.W. Notes on little-known insects. **Journal of Economic Entomology**, v. 29, p. 282-285, 1936.

FORD, B.J.; STRAYER, J.R.; REID, J.; GODFREY, G.L. **The literature of arthropods associated with soybeans.** Illinois: Natural History Survival, 1975. (Biology Notes No. 92).

FUGI, C.G.Q.; LOURENÇÃO, A.L.; PARRA, J.R.P. Biology of *Anticarsia gemmatalis* on soybean genotypes with different degrees of resistance to insects. **Scientia Agricola**, v. 62, p. 31-35. 2005.

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

GALLO, D.; NAKANO, O.; WIENDL, F.; SILVEIRA NETO, S.; CARVALHO, R.P.L. **Manual de entomologia.** São Paulo: Ceres, 1970. 858 p.

GAMUNDI, J.C.; BUCHMAN, M.E. Algunos aspectos biológicos y consumo filiar en soja de la oruga medidora *Rachiplusia nu* (Guenée) en condiciones de laboratorio. In: JORNADAS FITOSANITARIAS ARGENTINAS, 5., 1983. **Resúmenes...** 1983.

GAZZONI, D.L.; OLIVEIRA, E.B. de; CORSO, I.C.; CORRÊA-FERREIRA, B.S.; VILLAS BOAS, G.L.; MOSCARDI, F.; PANIZZI, A.R. **Manejo de pragas da soja**. Londrina: Embrapa-CNPSo, 1981. 44 p. (Embrapa-CNPSo. Circular Técnica, 5).

GAZZONI, D.L.; SOSA-GÓMEZ, D.R.; MOSCARDI, F.; HOFFMANN-CAMPO, C.B.; CORRÊA-FERREIRA, B.S.; OLIVEIRA, L.J. de; CORSO, I.C. Insects. In: EMBRAPA. Centro Nacional de Pesquisa de Soja. **Tropical soybean: improvement and production**. Rome: FAO, 1994. p. 81-108. (FAO Plant Production and Protection Series, 27).

GAZZONI, D.L.; YORINORI, J.T. **Manual de identificação de pragas e doenças da soja**. Brasília: Embrapa – SPI, 1995. 128 p. (Manuais de pragas e doenças, 1).

GENT, D.H., SCHWARTZ, R.; KHOSLA, R. Distribution and incidence of IYSV in Colorado and its relation to onion plant population and yield. **Plant Diseases**, v. 88, p. 446-452, 2004.

GENUNG, W.G. Investigations for control of insects attacking the pods of table legumes. **Florida State Horticultural Society**, v. 71, p. 25-29, 1958.

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.

GERSON, U. Biology and control of the broad mite, *Polyphagotarsonemus latus* (Banks) (Acari: Tarsonemidae). **Experimental and Applied Acarology**, v. 13, p. 163-178, 1992.

GERSON, U.; COHEN, E. Resurgences of spider mites (Acari: Tetranychidae) induced by synthetic pyrethroids. **Experimental and Applied Acarology**, v. 6, p. 29-46, 1989.

GOATER, B.; RONKAY, L.; FIBIGER, M. **Noctuidae Europeae**. Soro: Entomological Press, 2003. v.10, 452 p.

GOMEZ, S.A.; ÁVILA, C.J. **Controle químico do cascudinho *Aracanthus* sp. (Coleoptera: Curculionidae) em feijoeiro**. Dourados: Embrapa-Agropecuária Oeste, 2002. 6 p. (Embrapa-Agropecuária Oeste. Comunicado Técnico, 60).

GREENE, G.L. Biology and control of arthropods on soybeans. **Florida Agricultural Experiment Stations Annual Report**, v. 2, p. 209- 213, 1972.

- GREGORY JUNIOR, B.M.; MACKENZIE, P.M.; NOBLE, R.E. *Anticarsia gemmatalis* (Lepidoptera: Noctuidae) in Puerto Rico: A new host-plant and two new bird predators. **Journal of Agriculture of the University of Puerto Rico**, v. 75, p. 295-296, 1991.
- GREENE, G.L.; REID, J.C.; BLOUNT, V.N.; RIDDLE, T.C. Mating and oviposition behavior of the velvetbean caterpillar in soybeans. **Environmental Entomology**, v. 2, p. 1113-1115, 1973.
- GRIOT, M. Oruga que vacia las cápsulas del lino. **Revista Argentina de Entomología Agronómica**, v. 11, p. 44-57, 1944.
- GUEDES, J.V.C.; FERREIRA, D.N.M.; LOFEGO, A.C.; DEQUECH, S.T.B. Ácaros associados à cultura da soja no Rio Grande do Sul. **Neotropical Entomology**, v. 36, p. 288-293, 2007.
- GUEDES, J.V.C.; ROGGIA, S.; STURMER, G.R. Ácaros em soja: ocorrência, reconhecimento e manejo. **Revista Plantio Direto**, p. 32-37, 2008.
- GUPTA, S.K. Contribution to our knowledge of tetranychid mites (Acarina) with descriptions of three new species from India. **Oriental Insects**, v.10, p. 327-351, 1976.
- GUTIÉRREZ, B. de; PULIDO, J. Ciclo de vida y hábitos de *Anticarsia gemmatalis* plaga de la soya en el valle del Cauca. **Revista Colombiana de Entomología**, v. 4, p. 3-9, 1978.
- HAILE, F.J.; HIGLEY, L.G.; SPECHT, J.E.; SPOMER, S.M. Soybean leaf morphology and defoliation tolerance. **Agronomy Journal**, v. 90, p. 353-362, 1998.
- HAJI, F.N.P.; LIMA, M.F.; MATTOS, M.A. de A.; NUNES, A.M. ; ALENCAR, J. A.; BARBOSA, F.R. **Levantamento de plantas hospedeiras de mosca-branca *Bemisia* spp. no submédio do Vale São Francisco nos anos de 1996 a 1998, 1999**. Disponível em: <http://www.cpatsa.embrapa.br/public_eletronica/downloads/OPB502.pdf>. Acesso em 16 de outubro de 2012.
- HARDING, J.A. Seasonal occurrence, parasitism and parasites of cabbage and soybean loopers in the lower Rio Grande Valley. **Environmental Entomology**, v. 5, p. 672-674, 1976.
- HEATH, R.R.; LANDOLT, P.J.; LEPPLA, N.C.; DUEEBEN, B.D. Identification of a male-produced pheromone of *Anticarsia gemmatalis* (Hübner) (Lepidoptera: Noctuidae) attractive to conspecific males. **Journal of Chemical Ecology**, v. 14, p. 1121-1130, 1988.
- HEINECK, M.A.; CORSEUIL, E. Influência de três cultivares de soja (*Glycine max* (L.) Merrill) sobre o desenvolvimento e a fecundidade de *Anticarsia gemmatalis* (Lepidoptera: Noctuidae). **Anais da Sociedade Entomológica Brasileira**, v. 20, p. 119-131, 1991.

HENSLEY, S.D.; NEWSON, L.D.; CHAPIN, J. Observations on the looper complex of the noctuid subfamily Plusiinae. **Journal of Economic Entomology**, v. 57, p. 1006-1007, 1964.

HERZOG, D.C. Sampling soybean looper on soybean. In: KOGAN, M.; HERZOG, D.C. (Ed.) **Sampling methods in soybean entomology**. New York: Springer-Verlag, 1980. p. 141-168.

HERZOG, D.C.; TODD, J.H. Sampling velvetbean carterpillar on soybean. In: KOGAN, M.; HERZOG, D.C. (Ed.) **Sampling methods in soybean entomology**. New York: Springer-Verlag, 1980. p. 107-140.

HIGLEY, L.G.; BOETHEL, D. **Handbook of soybean insect pests**. Nebraska: University of Nebraska-Lincoln, 1994. 136 p.

HIGLEY, L.G.; PETERSON, R.K.D. The biological basis of the EIL. In: HIGLEY, L.G., PEDIGO, L.P. **Economic thresholds for integrated pest management**. Nebraska: University of Nebraska Press, 1996. p. 22-40.

HINDS, W.E. Occurrence of *Anticarsia gemmatalis* as a soybean pest in Louisiana in 1929. **Journal of Economic Entomology**, v. 23, p. 711-714, 1930.

HINDS, W.E; OSTERBERGER, B.A. The soybean caterpillar in Louisiana. **Journal of Economic Entomology**, v. 24, p. 1168-1173, 1931.

HOELMER, K.A.; OSBORNE, L.S.; YOKOMI, RK. Foliage disorders in Florida associated with feeding by sweetpotato whitefly, *Bemisia tabaci*. **Florida Entomologist**, v. 74, p.162-166, 1991.

HOFFMANN, C.B.; NEWMAN, G.G.; FOERSTER, L.A. Incidência estacional de doenças e parasitas em populações naturais de *Anticarsia gemmatalis* Hübner, 1818 e *Plusia* spp. em soja. **Anais da Sociedade Entomológica Brasileira**, v. 8, p. 115-124, 1979.

HOFFMANN-CAMPO, C.B. **Role of the flavonoids in the natural resistance of soybean to *Heliothis virescens* (F.) and *Trichoplusia ni* (Hübner)**. 1995. 165f. Dissertation (PhD) – The University of Reading, Reading, 1995.

HOFFMANN-CAMPO, C.B; HARBORNE, J.B; MCCAFFERRY, A.R. Pre-ingestive and post-ingestive effects of soya bean extracts and rutin on *Trichoplusia ni* growth. **Entomologia Experimentalis et Applicata**, v. 98, p. 181-194, 2001.

HOFFMANN-CAMPO, C.B.; MOSCARDI, F.; CORRÊA-FERREIRA, B.S.; OLIVEIRA, L.J.; SOSA-GÓMEZ, D.R.; PANIZZI, A.R.; CORSO, I.C.; GAZZONI, D.L.; OLIVEIRA, E.B. **Pragas da soja no Brasil e seu manejo integrado**. Londrina: Embrapa-CNPSo, 2000. 70 p. (Embrapa-CNPSo. Circular Técnica, 30).

HOFFMANN-CAMPO, C.B.; RAMOS NETO, J.A.; OLIVEIRA, M.C.N.; OLIVEIRA, L.J. Detrimental effect of rutin on a main soybean defoliator pest, *Anticarsia gemmatilis*. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 41, p.1453-1459, 2006.

HOFFMANN-CAMPO, C.B.; SOSA-GÓMEZ, D.R.; CORRÊA-FERREIRA, B.S.; GAZZONI, D.L. Alternativas potenciais para uso no manejo de pragas da soja. In: CORRÊA-FERREIRA, B.S. (Org.). **Soja orgânica: alternativa para o manejo dos insetos-pragas**. Londrina: Embrapa Soja, 2003. p. 65-83.

IFTNER, D.C.; HALL, F.R. Effects of fenvalerate and permethrin on *Tetranychus urticae* Koch (Acari: Tetranychidae) dispersal behavior. **Environmental Entomology**, v. 12, p. 1782-1786, 1983.

IFTNER, D.C.; HALL, F.R. The effect of fenvalerate and permethrin on *Tetranychus urticae* Koch fecundity and rate of development. **Journal of Agricultural Entomology**, v. 1, p. 191-200, 1984.

INRA. **Spider mite web**. Montpellier: Institut National de la Recherche Agronomique, 2006. Disponível em: <<http://www.montpellier.inra.fr/CBGP/spmweb/>>. Acesso em: 01 fev. 2006.

IRWIN, M.; YEARGAN, K.; MARSTON, N. Spatial and seasonal patterns of phytophagous thrips in soybean fields with comments on sampling techniques. **Environmental Entomology**, v. 8, p. 131-140, 1979.

JAMES, D.G. Toxicity of imidacloprid to *Galendromus occidentalis*, *Neoseiulus fallacis* and *Amblyseius andersoni* (Acari: Phytoseiidae) from hops in Washington State, USA. **Experimental and Applied Acarology**, v. 31, p. 275-281, 2003.

JAMES, D.G.; PRICE, T.S. Fecundity in twospotted spider mite (Acari: Tetranychidae) is increased by direct and systemic exposure to imidacloprid. **Journal of Economic Entomology**, v. 95, p. 729-732, 2002.

JANES, M.J.; GENUING, W.G. Evaluation of insecticide sprays for control of vegetable leaf miner (Agromyzidae), black cutworm, granulate cutworm, cabbage looper, and soybean looper (Noctuidae) on celery. **Belle Glade (Florida) Agriculture Research Education Center Research Report (Mineo)**. 1977.

JANES, M.J.; GREENE, G.L. An unusual occurrence of loopers feeding on sweet corn ears in Florida. **Journal of Economic Entomology**, v. 63, p. 1334-1335, 1970.

JENSEN, R.L.; NEWSON, L.D. ; GIBBENS, J. Soybean Looper; effect of adult nutrition on oviposition, mating frequency and longevity. **Journal of Economic Entomology**, v. 67, p. 467-476, 1974.

JEPPSON, L.R., KEIFER, H.H.; BAKER, E.W. **Mites injurious to economic plants**. Berkeley, University of California Press, 1975. 614 p.

JOST, D.J.; PITRE, H.N. Soybean looper and cabbage looper (Lepidoptera: Noctuidae) populations in cotton and soybean cropping systems in Mississippi. **Journal of Entomological Science**, v. 37, p. 227-235, 2002.

JOST, D.J.; PITRE, H.N. Thoracic leg coloration of soybean looper and cabbage looper larvae (Lepidoptera: Noctuidae): an unreliable field identification character for species separation. **Journal of Entomological Science**, v. 33, p. 421-424, 1988.

KLESENER, D.F.; SANTOS, R.S.; BIANCHI, V. Atividade de vôo de *Anticarsia gemmatalis* Hübner, 1818 (Lepidoptera: Noctuidae). In: CONGRESSO DE ECOLOGIA DO BRASIL, 8., 2007. Caxambu, MG. **Anais...** 2007.

KOGAN, M. Dynamics of insect adaptations to soybean: Impact of integrated pest management. **Environmental Entomology**, v. 10, p. 363-371, 1981.

KOGAN, M.; COPE, D. Feeding and nutrition of insects associated with soybeans. 3. Food intake utilization, and growth in the soybean looper, *Pseudoplusia includens*. **Annals of the Entomological Society of America**, v. 67, p. 66-72, 1974.

KOGAN, M.; TURNIPSEED, S.G. Ecology and management of soybean arthropods. **Annual Review of Entomology**, v. 32, p. 507-538, 1987.

KUMUDINI, S.; HUME, D.J.; CHU, G. Genetic improvement in short season soybeans: I. Dry matter accumulation, partitioning, and leaf area duration. **Crop Science**, v. 41, p. 391-398, 2001.

LAMBERT, A.L.; McPHERSON, R.M.; ESPELIE, K.E. Soybean host plant resistance mechanism that alter abundance of whiteflies (Homoptera: Aleyrodidae). **Environmental Entomology**, v. 24, p. 1381-1386, 1995.

LAMBERT, A.L.; McPHERSON, R.M.; HERZOG, G.A. Field evaluation of fourteen soybean genotypes of resistance to whitefly (Homoptera: Aleyrodidae) infestations. **Journal of Economic Entomology**, v. 90, p. 658-662, 1997.

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

LARA, F.M.; ELIAS, J.M.; BALDIN, E.L.L.; BARBOSA, J.C. Preferência alimentar de *Diabrotica speciosa* (Germ.) e *Cerotoma* sp. por genótipos de soja. **Scientia Agricola**, v. 56, p. 947-951, 1999.

LAUMANN, R.; RIBEIRO, P.H.; PIRES, C.S.S.; SCHMIDT, F.G.V.; BORGES, M.; MORAES, M.C.B.; SUJII, E.R. **Diversidade de crisomelídeos-praga (Coleoptera: Chrysomelidae) no Distrito Federal**. Brasília: Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, 2004. 22 p. (Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia. Boletim de Pesquisa e Desenvolvimento, 76).

LAYTON, M.B. **The effects of feeding by bean leaf beetle larvae, *Cerotoma trifurcata* (Foster), on nodulation and nitrogen fixation of soybeans.** 1983. 105f. Thesis (Entomology) – Louisiana State University, Baton Rouge, 1983.

LEE, J.H.; JOHNSON, S.J. Microhabitat distribution of velvetbean caterpillar (Lepidoptera: Noctuidae) pupae in soybean fields in Louisiana. **Environmental Entomology**, v. 19, p. 740-745, 1990.

LEPPLA, N.C.; ASHLEY, T.R.; GUY, R.H.; BUTLER, G.D. Laboratory life history of the velvetbean caterpillar. **Annals of the Entomological Society of America**, v. 70, p. 217-220, 1977.

LEPPLA, N.C.; GUY, R.H.; HEATH, R.R.; DUEBEN, B. Courtship and chemical communication of the velvetbean caterpillar moth. **Annals of the Entomological Society of America**, v. 80, p. 734-738, 1987.

LIEDL, B.E.; LAWSON, D.M.; WHITE, K.K.; SHAPIRO, J.A.; COHEN, D.E.; CARSON, W.G.; TRUMBLE, J.T.; MUTSCHLER, M.A. Acylsugars of wild tomato *Lycopersicon pennellii* alters settling and reduces oviposition of *Bemisia argentifolii* (Homoptera: Aleyrodidae). **Journal of Economic Entomology**, v. 88, p. 742-748, 1995.

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

LIN, T.B.; SCHWARTZ, A.; SARANGA, Y. Non-stomatal factors limit cotton photosynthesis under silverleaf whitefly stress. **Physiologia Plantarum**, v. 107, p. 303-311, 1999b.

LIN, T.B.; SCHWARTZ, A.; SARANGA, Y. Photosynthesis and productivity of cotton under silverleaf whitefly stress. **Crop Science**, v. 39, n. 1, p.174-184, 1999a.

LINDQUIST, E.E. The world genera of Tarsonemidae (Acarina: Heterostigmata): A morphological, phylogenetic and systematic revision with a reclassification of family-group taxa in the Heterostigmata. **Memoirs of Entomological Society of Canada**, n. 136, p. 517, 1986.

LINGREN, P.D.; GREENE, G.L.; DAVIS, D.R.; BAUMHOVER, A.H.; HENNEBERRY, T.J. Nocturnal behavior of four lepidopteran pests that attack tobacco and other crops. **Annals of the Entomological Society of America**, v. 70, p. 161-167, 1977.

LOURENÇÃO, A.L.; MIRANDA, M.A.C. Resistência de soja a insetos. V. Preferência para alimentação de adultos de *Diphaulaca viridipennis* Clark, 1965, em cultivares e linhagens. **Bragantia**, v. 45, p. 37-44, 1986.

LOURENÇÃO, A.L.; MIRANDA, M.A.C. Resistência de soja a insetos: VIII. IAC 78-2318, linhagem com resistência múltipla. **Bragantia**, v. 46, p. 65-72, 1987.

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

LOURENÇÃO, A.L.; ROSSETTO, C.J.; MIRANDA, M.A.C. Resistência de soja a insetos. IV. Comportamento de cultivares e linhagens em relação a *Hedilepta indicata* (Fabr.). **Bragantia**, v. 44, p. 149-157, 1985.

LOURENÇÃO, A.L.; YUKI, V.A. Oviposição de *Bemisia tabaci* (Genn.) (Homoptera: Alyrodidae) em três variedades de soja. **Bragantia**, v. 41, p.199-202, 1982.

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

MACEDO, T.B. **Physiological responses of plants to piercing-sucking arthropods**. 2003. 119f. (PhD Dissertation) – University of Nebraska, Lincoln, 2003.

MAGRINI, E.A.; BOTELHO, P.S.M.; SILVEIRA NETO, S. Biologia de *Anticarsia gemmatalis* Hübner, 1818 na cultura de soja, *Glycine max* (L.) Merril. **Scientia Agricola**, v. 56, p. 527-535, 1999.

MARQUES, G.B.C.; AVILA, C.J.; PARRA, J.R.P. Danos causados por larvas de *Diabrotica speciosa* (Coleoptera: Chrysomelidae) em milho. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 34, p.1983-1986, 1999.

MARQUES, G.E.L.; CORSEUIL, E. Influência de cinco cultivares de soja no consumo, desenvolvimento, fecundidade e fertilidade de *Anticarsia gemmatalis*. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 19, p. 281-285, 1984.

MARSARO JUNIOR, A.L.; PEREIRA, P.R.V. da S.; SILVA, W.R. da; GRIFFEL, S.C.P. Flutuação populacional de insetos-praga na cultura da soja no estado de Roraima. **Revista Acadêmica de Ciências Agrárias e Ambientais**, v. 8, p. 71-76, 2010.

MARTIN, P.B.; LINGREN, P.D.; GREENE, G.L. Relative abundance and host preferences of cabbage looper, soybean looper, tobacco budworm and corn earworm on crops grown in north Florida. **Environmental Entomology**, v. 5, p. 878-882, 1976.

MASCARENHAS, R.N.; PITRE, H.N. Oviposition responses of soybean looper (Lepidoptera: Noctuidae) to varieties and growth stages of soybeans. **Environmental Entomology**, v. 26, p. 76-83, 1997.

MASON, L.J.; JOHNSON, S.J.; WOODRING, J. Seasonal and ontogenetic examination of the reproductive biology of *Pseudoplusia includens* (Lepidoptera: Noctuidae). **Environmental Entomology**, v. 18, p. 980-985, 1989.

McAUSLANE, H.J. Influence of leaf pubescence on ovipositional preference of *Bemisia argentifolli* (Homoptera: Aleyrodidae) on soybean. **Environmental Entomology**, v. 25, p. 834-841, 1996.

McPHERSON, R.M. Rating soybean germplasm for whitefly (Homoptera: Aleyrodidae) infestations. **Journal of Agricultural Entomology**, v. 13, p. 65-71, 1996.

McPHERSON, R.M.; LAMBERT, A.L. Abundance of two whitefly species (Homoptera: Aleyrodidae) on Georgia soybean. **Journal of Entomological Science**, v. 30, p. 527-533, 1995.

MEYER, M.K.P.S. **A revision of the Tetranychidae of Africa (Acari)**: with a key to the genera of the world. Pretoria: Entomology Memoir, 1974. 291 p.

MILANO, P. **Influência da nutrição e temperatura na reprodução de representantes de Noctuidae, Crambidae, Tortricidae e Elachistidae**. 2008. 75f. Tese (Doutorado em Entomologia) – Universidade de São Paulo, Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Piracicaba, 2008.

MILANO, P.; BERTI FILHO, E.; PARRA, J.R.P.; CÔNSOLI, F. L. Influência da temperatura na frequência de cópula de *Anticarsia gemmatalis* Hübner e *Spodoptera frugiperda* (J. E. Smith) (Lepidoptera: Noctuidae). **Neotropical Entomology**, v. 37, p. 528-535, 2008.

MITCHELL, E.R. Life history of *Pseudoplusia includens* (Walker) (Lepidoptera: Noctuidae). **Journal Georgia Entomological Society**, v. 2, p. 53-57, 1967.

MITCHELL, E.R. Nocturnal activity of adults of three species of loopers, based on collection in pheromone traps. **Environmental Entomology**, v. 2, p. 1078-1080, 1973.

MORAES G.J. de; FLECHTMANN C.H.W. **Manual de acarologia**: acarologia básica e ácaros de plantas cultivadas no Brasil. Ribeirão Preto: Holos, 2008. 228 p.

MORAES, G.J. de; NAVIA, D.; GUEDES, J.V.C. Importância e manejo de ácaros em soja. In: REUNIÃO DE PESQUISA DE SOJA DA REGIÃO CENTRAL DO BRASIL, 28., 2006, Uberaba. **Ata...** Londrina: Embrapa Soja, 2006. p. 99-107. (Embrapa Soja. Documentos, 275).

MORAES, R.R. de; LOECK, A.E.; BELARMINO, L.C. Flutuação populacional de Plusiinae e *Anticarsia gemmatalis* Hübner, 1818 (Lepidoptera: Noctuidae) em soja no Rio Grande do Sul. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 26, p. 51-56, 1991.

MORETI, A.C.C.C. **Biologia comparada e controle de quantidade de *Heliothis virescens* em dietas natural e artificial.** 1980. Dissertação (Mestrado em Agronomia - Entomologia) – Universidade de São Paulo, Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Piracicaba, 1980.

MORISHITA, F.S.; JEFFERSON, R.N.; BESEMER, S.T.; HUMPHREY, W.A. *Pseudoplusia includens* - A pest of floricultural crops in Southern California. **Journal of Economic Entomology**, v. 60, p. 1758, 1967.

MORRIS, A.P. Summary of insect conditions - 1957. **USDA Cooperative Economic Insect**, v. 8, p. 152-156, 1958.

MORROS, M.; APONTE, O. Biología y tabla de vida de *Tetranychus luedeni* Zacher en caraota. **Agronomía Tropical**, v. 44, p. 667-677, 1994.

MOSCARDI, F. **Effect of soybean crop phenology on development, leaf consumption, and oviposition of *Anticarsia gemmatalis* Hübner.** 1979. 139f. Dissertation (Ph.D) – University of Florida, 1979.

MOSCARDI, F. Microbial control of insect pests in grain legume crops. In: INTERNATIONAL WORKSHOP IN INTEGRATED PEST CONTROL FOR GRAIN LEGUMES, 1983, Goiânia. **Proceedings...** Brasília, DF: EMBRAPA-DDT, 1984. p. 189-222.

MOSCARDI, F. Soybean integrated pest management in Brazil. **FAO Plant Protection Bulletin**, v. 41, p. 91-100, 1993.

MOSCARDI, F. A nucleopolyhedrovirus for control of the velvetbean caterpillar in Brazilian soybeans. In: VINCENT, C.; GOETTEL, M.S.; LAZAROVITS, G. (Ed.). **Biological control – a global perspective.** Wallingford: CAB International, 2007. p. 344-352.

MOSCARDI, F; BARFIELD, C.S.; ALLEN, G.E. Consumption and development of velvetbean caterpillar as influenced by soybean phenology. **Environmental Entomology**, v. 10, p. 880-884, 1981a.

MOSCARDI, F; BARFIELD, C.S.; ALLEN, G.E. Effects of temperature on adult velvetbean caterpillar oviposition, egg hatch, and longevity. **Annals of Entomological Society of America**, v. 74, p. 167-171, 1981b.

MOSCARDI, F; BARFIELD, C.S.; ALLEN, G.E. Impact of soybean phenology on velvetbean caterpillar (Lepidoptera: Noctuidae): oviposition, egg hatch, and adult longevity. **Canadian Entomology**, v. 113, p. 113-119, 1981c.

MOSCARDI, F.; CARVALHO, R.C.Z. de. Consumo e utilização de folhas de soja por *Anticarsia gemmatalis* Hüb. (Lepidoptera: Noctuidae) infectada, em diferentes estádios larvais, por seu vírus de poliedrose nuclear. **Anais da Sociedade Entomológica Brasileira**, v. 22, p. 267-280, 1993.

MOSCARDI, F.; CORRÊA-FERREIRA, B.S.; ALMEIDA, A.M.R. Distribuição de tripes e incidência da “queima do broto” em lavouras de soja no Paraná. In: EMBRAPA. Centro Nacional de Pesquisa de Soja. **Resultados de pesquisa de soja 1979/80**. Londrina: EMBRAP-CNPSO, 1980. p. 172-174.

MOSCARDI, F.; SOUZA, M.L. de; CASTRO, M.E.B. de; MOSCARDI, M.L.; SZEWCZYK, B. Baculovirus pesticides: Present state and future perspectives... In: AHMAD, I.; AHMAD, F.; PICHTEL, J. (Ed.). **Microbes and microbial technology agricultural and environmental applications....** Springer Science Business, 2011. p. 415-445.

MOUND, L.A. Effects of leaf hair on cotton whitefly populations in the Sudan Gezira. **The Empire Cotton Growing Review**, v. 42, p. 3-40, 1965.

MURATA, Y. Studies on photosynthesis in rice plants and its culture significance. **Bulletin of the National Institute of Agricultural Sciences**, Series D, p. 1-25, 1961.

MURATA, Y. Studies on photosynthesis in rice plants and its culture significance. **Bulletin of the National Institute of Agricultural Sciences**, v. 26, p. 1-25, 1961.

NANTES, J.F.D.; GRIGOLETTI, R.; CAMPOS, E.M.B. Biologia de *Anticarsia gemmatilis* Hübner, 1818 (Lepidoptera: Noctuidae) em soja, *Glycine max* (L.) Merrill. **Anais da Sociedade Entomológica Brasileira**, v. 7, p. 171-174, 1978.

NADGAUDA, D.; PITRE, H. Development, fecundity, and longevity of the tobacco budworm (Lepidoptera: Noctuidae) fed on soybean, cotton, and artificial diet at three temperatures. **Environmental Entomology**, v. 12, p. 582-586, 1983.

NAVA, D.E.; HADDAD, M.L.; PARRA, J.R.P. Danos causados por diferentes densidades de larvas de *Cerotoma arcuatus* em plantas de soja. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 38, p. 1217-1222, 2003.

NAVA, D.E.; PARRA, J.R.P. Biology of *Cerotoma arcuatus* (Coleoptera: Chrysomelidae) and field validation of a laboratory model for temperature requirements. **Journal of Economic Entomology**, v. 96, p. 609-614, 2003.

NAVIA, D.; FLECHTMANN, C.H.W. Rediscovery and redescription of *Tetranychus gigas* (Acari, Prostigmata, Tetranychidae). **Zootaxa**, v. 547, p. 1-8, 2004.

OLIVEIRA, M.G. **Diversidade e dinâmica populacional de ácaros fitófagos e predadores associados a cultura da soja na Metade Sul do Rio Grande do Sul**. 2009, 80f. Dissertação (Mestrado em Entomologia) – UFPel, Pelotas, 2009.

- OLIVEIRA, M.R.V.; HENNEBERRY, T.J.; ANDERSON, P. History, current status, and collaborative research projects for *Bemisia tabaci*. **Crop Protection**, v. 20, p. 709-723, 2001.
- OLIVEIRA, M.R.V.; SILVA, O.L.R. **Prevenção e controle da mosca-branca, *Bemisia argentifolii* (Hemiptera, Aleyrodidae)**. Brasília: Ministério da Agricultura e do Abastecimento, Departamento de Defesa e Inspeção Vegetal, 1997. 16 p.
- OLIVER JUNIOR, J.H. Parthenogenesis in mites and ticks (Arachnida: Acari). **American Society of Zoologists**, v. 11, p. 283-299, 1971.
- PAINTER, R.H. **Insect resistance in crop plants**. New York: MacMillan, 1951. 520 p.
- PANIZZI, A.R.; OLIVEIRA, L.J.; SILVA, J.J. Survivorship, larval development and pupal weight of *Anticarsia gemmatalis* (Hübner) (Lepidoptera: Noctuidae) feeding on potential leguminous host plants. **Neotropical Entomology**, v. 33, p. 563-567, 2004.
- PAPA, G.; CELOTO, F.J. **Lagartas na soja**. 2007. Disponível em <<http://www.ilhasolteira.com.br/colunas/index.php?acao=verartigo&idarti=1189090532>>. Acesso em: 20 jun. 2012.
- PARCIANELLO, G.; COSTA, J.A.; PIRES, J.L.F.; RAMBO, L.; SAGGIN, K. Tolerância da soja ao desfolhamento afetada pela redução do espaçamento entre fileiras. **Ciência Rural**, v. 34, p. 357-364, 2004.
- PASHLEY, D.P.; JOHNSON, S.J. Genetic population structure of migratory moths: the velvetbean caterpillar (Lepidoptera: Noctuidae). **Annals of the Entomological Society of America**, v. 79, p. 26-29, 1986.
- PEREYRA, P.C. **Estudio de la interacción herbívoro-planta como aporte al manejo integrado de los lepidópteros plagas de la soja**. 1991. 172f. Tesis (Doctoral) – Facultad de Ciencias Naturales y Museo, UNLP, 1991.
- PERRING, T.M. The *Bemisia tabaci* species complex. **Crop Protection**, v. 20, p. 725-737, 2001.
- PETERSON, A. Egg types among moths of the Noctuidae. **Florida Entomologist**, v. 47, p. 71-100, 1964.
- PICKLE, C.S.; CAVINESS, C.E. Yield reduction from defoliation and plant cutoff of determinate and semideterminate soybean. **Agronomy Journal**, v. 76, p. 474-476, 1984.
- PIETROWSKI, V. **Avaliação dos mecanismos genéticos da resistência de *Anticarsia gemmatalis* Hübner, 1818 (Lepidoptera: Noctuidae) ao seu vírus de poliedrose nuclear**. 2000. 110f. Tese (Doutorado em Entomologia) – Universidade Federal do Paraná, Curitiba, 2000.

PILLEMER, E.A.; TINGEY, W.M. Hooked trichomes: a physical plant barrier to a major agricultural pest. **Science**, v. 193, p. 482-484, 1976.

PINTO, A.S.; PARRA, J.R.P.; OLIVEIRA, H.N. **Guia de campo de pragas e insetos benéficos da soja**. Piracicaba: ESALQ/USP, 2008. 64 p.

POOLE, R. W.; MITTER, C.; HUETTLEL, M. **A revision and cladistic analysis of the *Heliothis virescens* species group (Lepidoptera: Noctuidae) with a preliminary morphometric analysis of *Heliothis virescens***. Minnesota: Mississippi Agricultural & Forestry Experiment Station, 1993. 185 p. (Technical Bulletin, 185).

PORTILLO; H.E.; PITRE, H.N. Effect of four genotypes on the development and fecundity of *Heliothis virescens* and *Pseudoplusia includes* (Lepidoptera: Noctuidae). **Florida Entomologist**, v. 75, p. 386-390, 1992.

PRAÇA, L.B.; SILVA NETO, S.P.; MONNERAT, R.G. ***Anticarsia gemmatalis* Hübner, 1818 (Lepidoptera: Noctuidae): biologia, amostragem e métodos de controle**. Brasília: Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, 2006. 18 p. (Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia. Documentos, 196).

PRITCHARD, A.E.; BAKER, E.W. **A revision of the spider mite family Tetranychidae**. San Francisco: Pacific Coast Entomological Society, 1955. v. 2, 472 p. (Memoirs Series)

REICHERT, J.L.; COSTA, E.C. Desfolhamentos contínuos e seqüenciais simulando danos de pragas sobre o cultivar de soja BRS 137. **Ciência Rural**, v. 33, p. 1-6, 2003.

REID, J.C. **Larval development and consumption of soybean foliage by the velvetbean caterpillar *Anticarsia gemmatalis* Hübner (Lepidoptera: Noctuidae), in the laboratory**. 1975. 116f. Thesis (PhD) – University of Florida, Gainesville, 1975.

REID, J.C.; GREENE, G.L. The soybean looper: pupal weight, development time, and consumption of soybean foliage. **Florida Entomologist**, v. 56, p. 203- 206, 1973.

REZENDE, J.M. **Ácaros associados a plantas da região “core” do cerrado e sua influência na acarofauna em cultivos de soja (*Glycine max* (L.) Merrill) (Fabaceae)**. 2011, 156f. Dissertação (Mestrado em Biologia Animal) – UNESP, São José do Rio Preto, 2011.

RIIS, L.; NACHMAN, G. Migration, trapping and local dynamics of whiteflies (Homoptera: Aleyrodidae). **Agricultural and Forest Entomology**, v. 8, p. 233-241, 2006.

RIVEIRO E.; VÁSQUEZ, C. Biologia e tabela de vida de *Tetranychus desertorum* (Acari: Tetranychidae) sobre folhas de feijão (*Phaseolus vulgaris*). **Zoologia**, v. 26, p. 38-42, 2009.

ROGGIA, S. **Ácaros tetraniquídeos (Prostigmata: Tetranychidae) associados à soja no Rio Grande do Sul: ocorrência, identificação de espécies e efeito de cultivares e de plantas daninhas**. 2007. 113f. Dissertação (Mestrado em Agronomia) – Universidade Federal de Santa Maria, Santa Maria, 2007.

ROGGIA, S. **Caracterização de fatores determinantes dos aumentos populacionais de ácaros tetraniquídeos em soja**. 2010. 153f. Tese (Doutorado em Agronomia) – Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”. Universidade de São Paulo, Piracicaba, 2010.

ROGGIA, S.; GUEDES, J.V.C.; KUSS, R.C.R.; ARNEMANN, J.A.; NÁVIA, D. Ácaros associados à soja no Estado do Rio Grande do Sul. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 43, p. 295-301, 2008.

ROGGIA, S.; GUEDES, J.V.C.; KUSS, R.C.R.; ARNEMANN, J.A.; NÁVIA, D. Spider mites associated to soybean in Rio Grande do Sul, Brazil. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 43, p. 295-301, 2008.

ROSADO-NETO, G.H. Nova espécie de *Aracanthus* (Coleoptera, Curculionidae) danificando soja no Estado do Rio Grande do Sul, Brasil. **Revista Brasileira de Entomologia**, v. 25, p. 69-72, 1981.

ROSSETTO, D. Ensaio de livre escolha para o coleóptero *Colaspis* sp. em seis variedades de soja. **Bragantia**, v. 39, p. 195-198, 1980.

ROSSETTO, C.J.; NAGAI, V.; IGUE, T.; ROSSETTO, D.; MIRANDA, M.A.C. Preferência de alimentação de adultos de *Diabrotica speciosa* (Germar) e *Cerotoma arcuata* (Oliv.) em variedades de soja. **Bragantia**, v. 40, p. 179-183, 1981.

ROSSETTO, C.J.; IGUE, T.; MIRANDA, M.A.C.; LOURENÇÃO, A.L. Resistência de soja a insetos: VI Comportamento de genótipos em relação a percevejos. **Bragantia**, v. 45, p. 323-335, 1986.

SALVADORI, J.R.; CORSEUIL, E. Consumo foliar e observações sobre o desenvolvimento de *Anticarsia gemmatalis* Hübner, 1818, em soja (*Glycine max* (L.) Merrill) (Lepidoptera, Noctuidae). **Anais da Sociedade Entomológica Brasileira**, v. 11, p. 93-100, 1982.

SANTOS, W.J.; BARBOSA, C.A.S.; PEDROSA, M.B. **Estudo do comportamento da falsa-medideira e ou mede-palmo na cultura do algodoeiro (*Gossypium hirsutum* L.) no Oeste da Bahia**. 2010. Disponível em: <http://circuloverde.com.br/art/safra_0809/algodao/relatoriofinalensaiosdeplusiasafra0809.pdf>. Acesso em: 20 jul. 2012.

SANTOS, K.B.; MENEGUIM, A.M.; NEVES, P.M.O.J. Biologia de *Spodoptera eridania* (Cramer) (Lepidoptera: Noctuidae) em diferentes hospedeiros.

Neotropical Entomology, v. 34, p. 903-910, 2005.

SATO, Y. Life types of spider mites. In: HELLE, W.; SABELIS, M.W. **Spider mite: their biology, natural enemies and control**. Amsterdam: Elsevier, 1985. v.1, p. 253-264.

SCHNEIDER, J.C. Dispersal of a highly vagile insect in a heterogeneous environment. **Ecology**, v. 80, p. 2740-2749, 1999.

SCHOONHOVEN, A.V.; PIEDRAHITA, J.; VALDERRAMA, R.; GALVEZ, G. Biología, daño y control del ácaro tropical *Polyphagotarsonemus latus* (Banks) (Acarina; Tarsonemidae) en frijol. **Turrialba**, v. 28, p. 77-80, 1978.

SHANKS JÚNIOR, C.H.; ANTONELLI, A.L.; CONGDON, B.D. Effect of pesticides on twospotted spider mite (Acari: Tetranychidae) populations on red raspberries in Western Washington. **Agriculture, Ecosystems and Environment**, v. 38, p. 159-165, 1992.

SHOUR, M.H.; SPARKS, T.C. Biology of the soybean looper, *Pseudoplusia includens*: Characterization of last-stage larvae. **Annals of the Entomological Society of America**, v. 74, p. 531-535, 1981.

SILVA, C.A.D. Biologia y exigências térmicas do acaro vermelho *Tetranychus ludeni* Zacher em folhas de algodoeiro. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 37, p. 573-580, 2002.

SILVA, D.M. **Efeito de altas temperaturas sobre aspectos biológicos de *Anticarsia gemmatalis* Hübner (Lepidoptera: Noctuidae) e no potencial de infecção por *Bacillus thuringiensis* Berliner**. 2010. 57f. Dissertação (Mestrado em Entomologia) – Universidade Federal do Paraná, Curitiba, 2010.

SILVA, D.M. da; HOFFMANN-CAMPO, C.B.; BUENO, A.de F.; BUENO, R.C.O. de F.; OLIVEIRA, M.C.N. de; MOSCARDI, F. Biological characteristics of *Anticarsia gemmatalis* (Lepidoptera: Noctuidae) for three consecutive generations under different temperatures: understanding the possible impact of global warming on a soybean pest. **Bulletin of Entomological Research**, v. 102, p. 285-292, 2012.

SILVA, M.A.; PARRA, J.R.P.; CHIAVEGATO, L.G. Biologia comparada de *Tetranychus urticae* em cultivos de algodoeiro: ciclo biológico. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 20, p. 741-748, 1985.

SILVA, A.K.F.; SANTOS, C.D.G.; NASCIMENTO, A.K.Q. Transmissão de begomovírus de plantas daninhas para tomateiros pela mosca-branca. **Planta Daninha**, v. 28, p. 507-514, 2010.

- SINCLAIR, J.B.; KOGAN, M.; MCGLAMERY, M.D. **Guidelines for the integrated management of soybean pests**. Urbana-Champaign: National Soybean Research Laboratory Publication: 1997. 48 p.
- SIPPEL, D.W.; BINDRA, O.S.; KHALIFA, H. Resistance to the whitefly (*Bemisia tabaci*) in cotton (*Gossypium hirsutum*) in the Sudan. **Crop Protection**, v. 6, p.171-178, 1987.
- SIQUEIRA, F. **Biologia e flutuação populacional de *Mononychellus planki* (McGregor) (Acari: Tetranychidae) em cultivares de soja *Glycine max* (L.) Merr. e impacto do imidacloprido em aspectos biológicos do adulto**. 2011. 62f. Tese (Doutorado em Entomologia) – Universidade Federal do Paraná, Curitiba, 2011.
- SKINNER, R.H.; COHEN, A.C. Phosphorous nutrition and leaf age effects on sweetpotato whitefly (Homoptera: Aleyrodidae) host selection. **Environmental Entomology**, v. 23, p. 693-698, 1994.
- SMILOWITZ, Z. Electrophoretic patterns in hemolymph protein of cabbage looper during development of the parasitoid *Hyposoter exiguae*. **Annals of the Entomological Society of America**, v. 66, p. 93-99, 1973.
- SOSA-GÓMEZ, D.R. Intraspecific variation and population structure of the velvetbean caterpillar, *Anticarsia gemmatalis* Hubner 1818 (Insecta: Lepidoptera Noctuidae). **Genetics and Molecular Biology**, v. 27, p. 378-384, 2004.
- SOSA-GÓMEZ, D.R. **Seletividade de agroquímicos para fungos entomopatogênicos**. Disponível em: <http://www.cnpso.embrapa.br/download/artigos/seletiv_fung.pdf>. Acesso em: 21 mai 2012.
- SOSA-GÓMEZ, D.R.; CORRÊA-FERREIRA, B.S.; HOFFMANN-CAMPO, C.B.; CORSO, I.C.; OLIVEIRA, L.J.; MOSCARDI, F.; PANIZZI, A.R.; BUENO, A. de F.; HIROSE, E. **Manual de identificação de insetos e outros invertebrados da cultura da soja**. Londrina: Embrapa-CNPSo, 2010. 90 p. (Embrapa – CNPSo. Documentos, 269).
- SOSA-GÓMEZ, D.R.; DELPIN, K.E.; MOSCARDI, F.; NOZAKI, M.D.H. The impact of fungicides on *Nomuraea rileyi* (Farlow) Samson epizootics and on populations of *Anticarsia gemmatalis* Hübner (Lepidoptera: Noctuidae), on soybean. **Neotropical Entomology**, v. 32, p. 287-291, 2003.
- SOSA-GÓMEZ, D.R.; GAZZONI, D.L.; CORRÊA-FERREIRA, B.S.; MOSCARDI, F. Pragas da soja e seu controle. In: ARANTES, N.P.; SOUZA, P.I.M. (Ed.). **Cultura da soja nos cerrados**. Piracicaba: Potafos, 1993. p. 299-331.
- STERN, W.R.; DONALD, C.M. The influence of leaf area and radiation on the growth of clover in swards. **Australian Journal of Agricultural Research**, v. 13, p. 615-623, 1962.

- STINNER, R.E.; BRADLEY, J.R.; VAN DUYN, J.W. Sampling *Heliothis* spp. on soybean. In: KOGAN, M.; HERZOG, D.C. **Sampling methods in soybean entomology**. New York: Spring-Verlag, 1980. p. 407-421.
- STRAND, M.R. Characterization of larval development in *Pseudoplusia includens* (Lepidoptera: Noctuidae). **Annals of the Entomological Society of America**, v. 83, p. 538-544, 1990.
- STRAYER, J.; GREENE, G.L. **Soybean insect management**. 1974. v. 395, p. 1-15. (Florida Cooperation Extension Service Circular)
- SULLIVAN, M.J.; BOETHEL, D.J. Loopers, In: HIGLEY, L.G.; BOETHEL, D.J. **Handbook of soybean insect pests**. Entomological Society of America, 1994. p. 68-70.
- TAMAI, M.A.; MARTINS, M.C.; LOPES, P.V.L. **Perda de produtividade em cultivares de soja causada pela mosca-branca no cerrado baiano**. Bahia: Fundação BA, 2006. (Fundação BA. Comunicado Técnico 21).
- TARRAGO, M.F.S.; SIVEIRA NETO, S.; CARVALHO, S.; BARBIN, D. Influência de fatores ecológicos na flutuação populacional das lagartas da soja, *Anticarsia gemmatalis* Hbn., e *Rachiplusia ou* (Guen.) em Santa Maria – RS. **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, v. 6, p. 180-193, 1977.
- TECNOLOGIAS de produção de soja – região central do Brasil 2011. Londrina: Embrapa Soja; Embrapa Cerrados; Embrapa Agropecuária Oeste, 2010. 255 p. (Embrapa Soja. Sistemas de Produção, 14).
- TEETES, G.L.; RANDOLPH, N.M.; KINMAN, M.L. Notes on noctuid larvae attacking cultivated sunflowers. **Journal of Economic Entomology**, v. 63, p. 1031-1032, 1970.
- TIETZ, H.M. **An index to the described life histories, early stages and hosts of the Macrolepidoptera of the continental United States and Canada**. Los Angeles: Entomological Reprint Specialists, 1972. v. 1, 1041 p.
- TINGLE, F.C.; MITCHELL, E.R. Seasonal populations of armyworms and loopers at Hastings, Florida. **Florida Entomologist**, v. 60, p. 115-122, 1977.
- TOMQUELSKI, G.V.; MARUYAMA, L.C.T. Em migração. **Cultivar Grandes Culturas**, v. 117, p. 20-22, 2009.
- TRICHILO, P.J.; MACK, T.P. Soybean leaf consumption by the soybean looper (Lepidoptera: Noctuidae) as a function of temperature, instar, and larval weight. **Journal of Economic Entomology**, v. 82, p. 633-638, 1989.
- TRICHILO, P.J.; WILSON, L.T. An ecosystem analysis of spider mite outbreaks: physiological stimulation or natural enemy suppression. **Experimental and Applied Acarology**, v. 17, p. 291-314, 1993.

- TUMLINSON, J.H.; MITCHELL, E.R.; BROWNER, S.M.; LINDQUIST, D.A. A sex pheromone for the soybean looper. **Environmental Entomology**, v. 1, p. 466-468, 1972.
- TURNIPSEED, S.G. Insects. In: CALDWELL, B.E. **Soybeans**; improvement, production and uses. Madison: American Society of Agronomy, 1973. p. 545-572.
- TURNIPSEED, S.G. Response of soybeans to foliage losses in South Carolina. **Journal of Economical Entomology**, v. 65, p. 224-229, 1972.
- TUTTLE, D.M.; BAKER, E.W.; ABATIELLO, M. Spider mites from northwestern and north central Mexico (Acarina: Tetranychidae). **Smithsonian Contributions to Zoology**, v.171, p. 1-18, 1974.
- VALLE, G.E.; LOURENÇÃO, A.L. Resistência de genótipos de soja a *Bemisia tabaci* (Genn.) Biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae). **Neotropical Entomology**, v. 31, p. 285-295, 2002.
- VÁZQUEZ, W.C. **Biología comparada de *Pseudoplusia includens* (Walker, 1857) (Lepidoptera: Noctuidae) em dietas naturais e artificiais e efeito de um vírus de poliedrose nuclear na sua mortalidade e no consumo da área foliar da soja**. 1988. 164f. Tese (Mestrado em Ciências Biológicas) – Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”/USP, Piracicaba, 1988.
- VIEIRA, S.S. **Redução na produção da soja causada por *Bemisia tabaci* (Gennadius) Biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae) e avaliação de táticas de controle**. 2009. 110f. Dissertação (Mestrado em Produção Vegetal) – Universidade do Estado de Santa Catarina, Lages, 2009.
- VIEIRA, S.S.; BUENO, A.F.; BOFF, M.I.C.; BUENO, R.C.O.F.; HOFFMANN-CAMPO, C.B. Resistance of soybean genotypes to *Bemisia tabaci* (Genn.) biotype B (Hemiptera: Aleyrodidae). **Neotropical Entomology**, v. 40, p. 117-122, 2011.
- VITERI, D.; CABRERA, I.; ESTÉVEZ, C. New record of thrips species associated with soybean in Puerto Rico. **Florida Entomologist**, v. 92, p. 181-185, 2009.
- VOGT, T.G.; CORSEUIL, E.; SPECHT, A. Aspectos biológicos de *Rachiplusia nu* (Guenée, 1852) (Lepidoptera, Noctuidae, Plusiinae), em laboratório – fases de lagarta, pré-pupa e pupa. In: ENCONTRO DE JOVENS PESQUISADORES DA UCS, 8., 2005, Caxias do Sul. **Resumos...** Caxias do Sul: EDUCS, 2005, p. 290.
- WATSON, D.J. The dependence of net assimilation rate on leaf area index. **Annals of Botany**, v. 22, p. 37-54, 1958.

- WATSON, J.R. Life-history of the velvetbean caterpillar (*Anticarsia gemmatilis* Hübner). **Journal of Economic Entomology**, v. 9, p. 521-528, 1916.
- WHEELER, G.S.; SLANSKI JR, F. Effect of constitutive and herbivore-induced extractable from susceptible and resistant soybean foliage on non-pest and pest noctuid caterpillars. **Journal of Economic Entomology**, v. 84, p. 1068-1079, 1991.
- WEKESA, V.W.; KNAPP, M.; DELALIBERA JÚNIOR, I. Side-effects of pesticides on the life cycle of the mite pathogenic fungus *Neozygites floridana*. **Experimental and Applied Acarology**, v. 46, p. 287-297, 2008.
- WELTER, S.C. Arthropod impact on plant gas exchange. In: BERNAYS, E.A. **Insect-plant interactions**. Boca Raton: CRC Press, 1991. p. 201-256.
- WILSON, F.D.; FLINT, H.M.; STAPP, B.R.; PARKS, N.J. Evaluation of cultivars, germplasm lines, and species of *Gossypium* for resistance to biotype "B" of sweetpotato whitefly (Homoptera: Aleyrodidae). **Journal of Economic Entomology**, v. 86, p. 1857-1862, 1993.
- WOLCOTT, G.N. Insectae Borinquenses. **Journal Agriculture University**, v. 20, p. 1-627, 1936.
- YEE, W.L., TOSCANO, N.C.; CHU, C.C.; HENNEBERRY, T.J.; NICHOLS, R.L. Photosynthesis and stomatal conductance of cotton infested by different whitefly threshold levels. **Beltwide Cotton Conferences Proceedings**, v. 2, p. 1011-1017, 1996.
- YORINORI, J.T; LAZZAROTTO, J.J. **Situação da ferrugem asiática da soja no Brasil e na América do Sul**. Londrina: Embrapa Soja, 2004. 27 p. (Embrapa Soja, Documentos, 236).
- ZUCCHI, R.A.; SILVEIRA NETO; S.S.; NAKANO, O. **Guia de identificação de pragas agrícolas**. Piracicaba: FEALQ, 1993. 139 p.