

Capítulo 7

INSETOS DE OUTRAS REGIÕES DO MUNDO: AMEAÇAS

*Edson Hirose
Flavio Moscardi[†]*

1. INTRODUÇÃO

Espécies invasivas são organismos exóticos que, ao alcançarem novas áreas, são capazes de proliferar e persistir no ambiente (MACK et al., 2000). Embora possível, a introdução de uma espécie exótica raramente ocorre por meios naturais, sendo quase todas as introduções devidas às atividades humanas. Artrópodes e fitopatógenos, geralmente, ingressam em novos ambientes associados aos produtos agrícolas comercializados (CAMPBELL, 2001). O trânsito intenso de pessoas entre países e o crescimento contínuo do comércio mundial de produtos agrícolas aumentam o risco de introdução de organismos exóticos em uma nova região (FOLLETT; NEVEN, 2006).

[†] Flavio Moscardi – autor falecido em julho de 2012.

Outro fator que pode influenciar a introdução de espécies invasivas assim como a amplitude e os impactos das pragas sobre os cultivos em novas áreas são as mudanças climáticas, principalmente, em decorrência de alterações na temperatura, distribuição de precipitação e padrões dos ventos (PATTERSON et al., 1999; TOUGOU et al., 2009; TRUMBLE; BUTLER, 2009). A introdução e o estabelecimento dessas pragas podem acarretar prejuízos econômicos diretos, pelo aumento dos danos à lavoura e pela necessidade de adoção de medidas de controle e, indiretamente, em razão da elevação de barreiras fitossanitárias à comercialização dos produtos agrícolas (FOLLETT; NEVEN, 2006).

A soja [*Glycine max* (L.) Merrill)], um dos principais produtos agrícolas, é produzida nos cinco continentes e apresenta intenso comércio internacional. Em cada continente, o complexo de pragas é diferenciado, e as pragas, tanto as nativas como as introduzidas, variam quanto ao grau de importância, dentro do sistema de produção da cultura (HOFFMANN-CAMPO et al., 2003; KOGAN; TURNIPSEED, 1987; TURNIPSEED; KOGAN, 1976).

Existem atualmente mais de 70 espécies de insetos e ácaros que ocorrem na soja em outras regiões, e que, potencialmente, têm condições de serem introduzidas no Brasil e causar danos à cultura (Tabela 1). Acredita-se, porém, que várias espécies e subespécies apresentadas na Tabela 1 têm menor potencial de dano se introduzidas, uma vez que, no país, a soja já é atacada por insetos do mesmo grupo, possuindo o mesmo nicho alimentar, por exemplo, os coleópteros desfolhadores. Entretanto, existe a possibilidade do ingresso de espécies altamente vorazes e adaptáveis, que podem dominar o nicho, ampliando danos e prejuízos.

Outras pragas, entretanto, são importantes em outras regiões e são apresentadas neste capítulo, pelo seu potencial de

Tabela 1. Espécies de insetos com potencial de risco para a cultura da soja e que não ocorrem no Brasil.

Espécie	Ordem	Família	Distribuição geográfica	Importância ¹
Raízes e folhas				
<i>Diabrotica balteata</i> LeConte, 1865	Coleoptera	Chrysomelidae	América do Norte	+ +
<i>Diabrotica barberi</i> Smith & Laurence, 1967	Coleoptera	Chrysomelidae	América do Norte	+ +
<i>Diabrotica undecimpunctata howardi</i> Barber, 1947	Coleoptera	Chrysomelidae	América do Norte	+ +
<i>Diabrotica virgifera virgifera</i> LeConte, 1868	Coleoptera	Chrysomelidae	América do Norte, Europa	+ +
Raízes				
<i>Rivellia basilaris</i> Wiedmann, 1830	Diptera	Platystomatidae	Austrália	+
<i>Rivellia quadrfasciata</i> (Macquart, 1835)	Diptera	Platystomatidae	América do Norte	+
Plântulas e haste				
<i>Melanagromyza sojae</i> Zehntner, 1900	Diptera	Agromyzidae	Ásia continental, Japão	+ + + +
<i>Melanagromyza dolichostigma</i> Meijere, 1922	Diptera	Agromyzidae	Coreia, Japão	+ + +
<i>Melanagromyza pseudograta</i> Spencer, 1977	Diptera	Agromyzidae	Austrália	+
<i>Melanagromyza shibatsui</i> Kato, 1961	Diptera	Agromyzidae	Coreia, Japão	+
<i>Ophiomyia phaseoli</i> Thyon, 1951	Diptera	Agromyzidae	Ásia continental, Austrália, África	+ + + +
<i>Ophiomyia spencerella</i> Greatheat, 1969	Diptera	Agromyzidae	África	+ +
<i>Ophiomyia centrosematis</i> Meijere, 1940	Diptera	Agromyzidae	África, Ásia Continental, Japão, Austrália	+ +

Continua...

Tabela 1. Continuação.

Espécie	Ordem	Família	Distribuição geográfica	Importância¹
Seiva				
<i>Aphis glycines</i> Matsumura, 1917	Hemiptera	Aphididae	América do Norte, Coreia, Japão	+ + +
<i>Amrasca biguttula biguttula</i> (Ishida, 1912)	Hemiptera	Cicadellidae	Ásia Continental	+ +
<i>Chauliops fallax</i> Scott, 1874	Hemiptera	Malcidae	Coreia, Japão, Índia	+ +
Folhas e raízes				
<i>Ceratomya trifurcata</i> Forster, 1771	Hemiptera	Chrysomelidae	Américas do Norte, Central e Sul	+ + +
<i>Ceratomya ruficornis</i> Olivier, 1791	Hemiptera	Chrysomelidae	América do Norte, Central e Sul	+
<i>Aproaerema modicella</i> Deventer, 1904	Lepidoptera	Gelechiidae	África, Ásia	+ + +
<i>Calomycterus setarius</i> Roelofs, 1873	Coleoptera	Curculionidae	América do Norte	+ +
<i>Anomala rufocuprea</i> Motschulsky, 1860	Coleoptera	Scarabaeidae	Coreia, Japão	+ +
<i>Clanis bilineata</i> Walker, 1866	Lepidoptera	Sphingidae	Japão, Ásia Continental	+ +
<i>Epilachna varivestis</i> Mulsant, 1850	Coleoptera	Coccinellidae	América do Norte, Japão	+ +
<i>Phytometra (Plusia) agnata</i> Staudinger, 1892	Lepidoptera	Noctuidae	Japão, Ásia Continental	+ +
<i>Plathypena scabra</i> Fabricius, 1798	Lepidoptera	Noctuidae	América do Norte	+
<i>Thysanoplusia orichalcea</i> (Fabricius, 1775)	Lepidoptera	Noctuidae	Índia, Austrália	+

Continua...

Tabela 1. Continuação.

Espécie	Ordem	Família	Distribuição geográfica	Importância ¹
Folhas e raízes				
<i>Mythimna separata</i> Walker, 1865	Lepidoptera	Noctuidae	Austrália, Ásia Continental	+ +
<i>Vanessa cardui</i> (Linnaeus, 1758)	Lepidoptera	Nymphalidae	América do Norte	+
<i>Colaspis brunnea</i> (Fabricius, 1798)	Coleoptera	Chrysomelidae	América do Norte	+
<i>Monolepta australis</i> (Jacoby, 1882)	Coleoptera	Chrysomelidae	Austrália	+
<i>Monolepta</i> sp. Chevrolat, 1837	Coleoptera	Chrysomelidae	Índia	+
<i>Epicauta gorhami</i> Marseul, 1873	Coleoptera	Meloidae	Coreia, Japão	+ +
<i>Epicauta mannerheimi</i> (Mäklin, 1875)	Coleoptera	Meloidae	Índia	+
<i>Epicauta vittata</i> (Fabricius, 1775)	Coleoptera	Meloidae	América do Norte	+
<i>Neohydatothrips variabilis</i> (Bleach, 1896)	Thysanoptera	Thripidae	América do Norte	+
Haste principal				
<i>Agrotis segetum</i> (Denis & Schiffermuller, 1775)	Lepidoptera	Noctuidae	Coreia, Japão, Ásia Continental, Europa	+ +
<i>Spissistilus festinus</i> (Say, 1830)	Hemiptera	Membracidae	América do Norte	+ +
Ramos e haste principal				
<i>Anoplocnemis curvipes</i> (Fabricius, 1781)	Hemiptera	Coreidae	África	+ + +
<i>Decies texanus texanus</i> LeConte, 1862	Coleoptera	Cerambycidae	América do Norte	+ +
<i>Oberea (Obereopsis) brevis</i> (Gahan, 1894)	Coleoptera	Lamiidae	Índia	+ +
<i>Zygrita diva</i> Thomson, 1860	Coleoptera	Cerambycidae	Austrália	+

Continua...

Tabela 1. Continuação.

Espécie	Ordem	Família	Distribuição geográfica	Importância ¹
Planta inteira				
<i>Helicoverpa armigera</i> (Hubner, 1805)	Lepidoptera	Noctuidae	Ásia Continental, Europa, Austrália, África	+ + +
<i>Helicoverpa punctigera</i> Wallengren, 1860	Lepidoptera	Noctuidae	Austrália	+ +
<i>Holotrichia diomphalia</i> (Bates, 1888)	Coleoptera	Scarabaeidae	Japão, Ásia Continental	+ +
<i>Holotrichia serrata</i> (Fabricius, 1787)	Coleoptera	Scarabaeidae	Índia	+ +
<i>Lygus lineolaris</i> (Palisot de Beauvois, 1818)	Hemiptera	Miridae	América do Norte	+
<i>Lygus pratensis</i> (Linnaeus, 1758)	Hemiptera	Miridae	Europa	+
Flores				
<i>Frankliniella tritici</i> (Fitch, 1855)	Thysanoptera	Thripidae	América do Norte	+ +
<i>Frankliniella intonsa</i> (Trybom, 1895)	Thysanoptera	Thripidae	Ásia Continental, Japão, Europa	+ +
<i>Caliothrips impurus</i> (Priesner, 1927)	Thysanoptera	Thripidae	África	+
<i>Sericothrips occipitalis</i> Hood, 1917	Thysanoptera	Thripidae	África	+
<i>Megalurothrips sjostedti</i> (Trybon, 1910)	Thysanoptera	Thripidae	África	+
<i>Caliothrips</i> spp. Daniel, 1904	Thysanoptera	Thripidae	América Central e Sul	+
<i>Scirtothrips dorsalis</i> Hood, 1919	Thysanoptera	Thripidae	América Sul, Central e Ásia Continental, Europa	+ +

Continua...

Tabela 1. Conclusão.

Espécie	Ordem	Família	Distribuição geográfica	Importância ¹
Vagens e folhas				
<i>Asphondylia yushimai</i> Yukawa & Uechi, 2003	Diptera	Cecidomyiidae	Ásia Continental, Japão	+ + +
<i>Chrysodeixis eriosoma</i> (Doubleday, 1843)	Lepidoptera	Noctuidae	América do Norte, Central e Sul, Índia, Austrália	+ + +
<i>Chrysodeixis acuta</i> Walker, 1858	Lepidoptera	Noctuidae	Ásia Continental, Austrália, África	+ +
<i>Chrysodeixis chalcites</i> (Esper, 1789)	Lepidoptera	Noctuidae	Europa, África	+ +
<i>Cryptophlebia ombrodelta</i> (Lower, 1898)	Lepidoptera	Tortricidae	Coreia, Japão, Ásia Continental, Austrália	+ +
Vagens				
<i>Leguminivora glycinivorella</i> (Matsumura, 1898)	Lepidoptera	Tortricidae	Coreia, Japão	+ +
<i>Etiella behrii</i> (Zeller, 1848)	Lepidoptera	Pyralidae	Austrália	+
Vagens e sementes				
<i>Riptortus clavatus</i> (Thunberg, 1783)	Hemiptera	Alydidae	Coreia, Japão	+ + +
<i>Riptortus dentipes</i> (Fabricius, 1787)	Hemiptera	Alydidae	África, Ásia	+ + +
<i>Piezodorus hybneri</i> (Gmelin, 1789)	Hemiptera	Pentatomidae	Coreia, Japão, Austrália	+ +
<i>Piezodorus punctiventris</i> (Dallas, 1851)	Hemiptera	Pentatomidae	África	+ +
<i>Acalymma vittatum</i> (Fabricius, 1775)	Coleoptera	Chrysomelidae	América do Norte	+ +
<i>Lampides boeticus</i> (Linnaeus, 1767)	Lepidoptera	Lycaenidae	Austrália	+ +

¹ Importância: (+) muito baixa (+ +) baixa, (+ + +) média, (+ + + +) alta. Grau de importância baseada na presença de pragas no Brasil ocupando a mesma guilda alimentar e importância nos locais onde a praga se encontra presente. Fonte: Kogan e Turnipseed (1987).

dano direto na soja e/ou pelo seu potencial de dano em sistemas de produção, como a sucessão soja e milho (*Zea mays* L.), adotado em várias regiões do Brasil; ou pela dificuldade de controle por causa dos hábitos; ou pela ausência de inimigos naturais específicos e eficientes; ou pela possibilidade de surgimento de populações resistentes a inseticidas; ou mesmo pela ausência de insetos ocupando a mesma guilda dentro do sistema de produção da soja.

2. INSETOS EXÓTICOS COM POTENCIAL DE ADAPTAÇÃO À SOJA NO BRASIL

2.1. Insetos que atacam raízes

2.1.1. *Diabrotica virgifera virgifera* LeConte, 1868; *D. barberi* Smith & Lawrence, 1967; *D. undecimpunctata howardi* Barber, 1947; *D. balteata* LeConte, 1865 (Coleoptera: Chrysomelidae)

O gênero *Diabrotica* apresenta 354 espécies nativas das Américas, com um grande número de espécies encontradas nos trópicos, sendo dividido em três grupos: *signifera*, *virgifera* e *fucata*, que apresentam características bioecológicas próprias (CAMPBELL; MEINKE, 2006). As espécies do grupo *virgifera* são univoltinas e entram em diapausa na fase de ovo, sendo seus hospedeiros geralmente limitados à família Poaceae. Os outros dois grupos são multivoltinos e apresentam diapausa reprodutiva no inverno; as espécies desses grupos são polífagas, com o potencial de atacar várias famílias de plantas.

O Brasil também apresenta espécies deste gênero, sendo a principal *Diabrotica speciosa* (Germar, 1824), que, em sua fase jovem, é uma importante praga na cultura do milho, o hospedeiro mais adequado para o seu desenvolvimento (para mais detalhes, *vide* Capítulo 4). Porém, em condições de campo, na ausência de um hospedeiro preferencial, as larvas de *D. speciosa* podem utilizar a soja e o feijoeiro (*Phaseolus vulgaris* L.) como

hospedeiros alternativos, mas a viabilidade das larvas é menor (ÁVILA; PARRA, 2003).

Diabrotica virgifera virgifera e *D. barberi* pertencem ao grupo *virgifera*, sendo consideradas importantes pragas em milho nos Estados Unidos da América. Ambas podem ser encontradas se alimentando de outras plantas, como a soja, alfafa (*Medicago sativa* L.), girassol (*Helianthus annuus* L.) e as cucurbitáceas (CAMPBELL; MEINKE, 2006; MABRY et al., 2004). A América Central, particularmente a Guatemala, é referida como centro de origem de *D. virgifera virgifera* (GRAY et al., 2009). É, atualmente, considerada uma praga importante do milho nos EUA e Canadá, onde pode causar perdas que podem alcançar 40% da produção. Recentemente, *D. virgifera virgifera* foi introduzida na Europa, onde se espalhou por diversos países atacando o milho (SPENCER et al., 2009). Possivelmente em função das dificuldades de controle, Ciosi et al. (2009) referem resistência dessa praga a inseticidas, logo após sua introdução.

Em razão da alta fidelidade de oviposição em milho, associado à incapacidade de completar o desenvolvimento na maioria das outras culturas, *D. virgifera virgifera* pode ser controlada por rotação de culturas, em que a alternância do milho com uma planta não hospedeira, como a soja, pode resultar na morte das larvas. Contudo, na década de 1990, o método de rotação começou a apresentar falhas, com campos de milho sendo danificados por larvas, em áreas plantadas no ano anterior com soja (LEVINE et al., 2002). A possível causa desse problema foi a adaptação da espécie à soja, que permitiu sua sobrevivência mesmo com a rotação de culturas.

Diabrotica undecimpunctata howardi e *D. balteata* são generalistas pertencentes ao grupo *fucata*, que não apresentam preferência por milho, sendo mais comumente associadas às cucurbitáceas. A distribuição geográfica dessas espécies está associada

a climas mais constantes (tropicais e/ou temperados), sem grandes variações de temperatura e períodos de seca extrema (WALSH, 2003).

Plantas hospedeiras

A Tabela 2 lista os hospedeiros de *D. virgifera virgifera*, *D. barberi*, *D. undecimpunctata howardi* e *D. balteata*, citados na literatura. Apesar de as espécies *D. virgifera virgifera* e *D. barberi* atacarem vários hospedeiros, como a soja e o girassol, a preferência de ambas as espécies é por plantas da família Poaceae (NARANJO, 1994). *D. undecimpunctata howardi* e *D. balteata* apresentam menor especificidade, atacando amplitude maior de hospedeiros (CAMPBELL; MEINKE, 2006).

Aspectos bioecológicos e potencial de dano

Os adultos de *Diabrotica*, em geral, têm aproximadamente 5 mm de comprimento. As larvas são pequenas, de coloração clara e vivem sob o solo, alimentando-se de raízes. Tanto os adultos quanto as larvas podem causar danos. Os adultos são desfolhadores e as larvas rizófagas. Normalmente, o dano causado na fase larval é mais importante, pela redução na massa de raízes que compromete o desenvolvimento da planta.

Diabrotica virgifera virgifera – o adulto possui coloração amarelada, com uma listra negra em cada um dos élitros. Nos EUA, as larvas emergem no final do inverno e início da primavera e alimentam-se das raízes do milho e de outras poáceas (CLARK; HIBBARD, 2004). Os adultos consomem principalmente folhas, partes macias da planta e pólen. No final do verão, os ovos são depositados no solo, onde permanecem em diapausa durante o inverno.

Diabrotica barberi – O adulto tem coloração verde amarelada, medindo aproximadamente 6 mm e as larvas apresentam

Tabela 2. Plantas hospedeiras de insetos-praga com potencial de risco para a soja e que não ocorrem no Brasil.

Hospedeiro	<i>Diabrotica virgifera virgifera</i>	<i>Diabrotica barberi</i>	<i>Diabrotica undecimpunctata howardi</i>	<i>Diabrotica balteata</i>	<i>Melanogromyza sojae</i>	<i>Ophiomyia phaseoli</i>	<i>Ceratomyia trifurcata</i>	<i>Asphondylia yushimai</i>	<i>Epilachna varivestis</i>	<i>Aproaerema modicella</i>	<i>Dectes texanus texanus</i>	<i>Obereopsis brevis</i>	<i>Riptortus clavatus</i>	<i>Riptortus dentipes</i>	<i>Riptortus serripes</i>	<i>Aphis glycines</i>
Asteraceae	X	X									X	X				
<i>Ambrosia artemisiifolia</i> L.		X									X					
<i>Ambrosia trifida</i> L.		X									X					
<i>Eclipta alba</i> (L.) Hassk.													X			
<i>Helianthus annuus</i> L.	X	X									X	X				
<i>Lagascea mollis</i> Cav.													X			
<i>Xanthium pennsylvanicum</i> Waller											X					
Brassicaceae				X												
<i>Brassica aleracea botylis</i> L.				X												
<i>Brassica aleracea italica</i> L.				X												
Caesalpinaceae							X									
<i>Chamaecrista nomame</i> (Sieber) H. Ohashi							X									
Celastraceae							X									
<i>Enonymus atropurpureus</i> Jac							X									
Convolvulaceae				X									X	X	X	
<i>Ipomoea batatas</i> (L.) Lam.				X												
Cucurbitaceae	X	X	X	X		X										
<i>Citrullus vulgaris</i> (Thunb.)		X														
<i>Cucumis melo</i> L.		X														

Continua...

Tabela 2. Continuação.

Hospedeiro	<i>Diabrotica virgifera virgifera</i>	<i>Diabrotica barberi</i>	<i>Diabrotica undecimpunctata howardi</i>	<i>Diabrotica balteata</i>	<i>Melanagromyza sojae</i>	<i>Ophiomyia phaseoli</i>	<i>Ceratomyia trifurcata</i>	<i>Asphondylia yushimai</i>	<i>Epilachna varivestis</i>	<i>Aproaerema modicella</i>	<i>Dectes texanus texanus</i>	<i>Obereopsis brevis</i>	<i>Riptortus clavatus</i>	<i>Riptortus dentipes</i>	<i>Riptortus serripes</i>	<i>Aphis glycines</i>
Cucurbitaceae	X	X	X	X			X									
<i>Cucumis sativus</i> L.			X													
<i>Cucumis</i> spp.	X															
<i>Cucurbita pepo</i> L.			X				X									
<i>Curcubita</i> spp.	X															
Euphorbiaceae												X				
<i>Acalypha indica</i> L.												X				
<i>Euphorbia hirta</i> L.												X				
<i>Chamaesyce hypericifolia</i> (L.) Millsp.												X				
<i>Phyllanthus maderaspatensis</i> L.												X				
Fabaceae	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X
<i>Anphicarpaea bracteata</i> (L.)							X									
<i>Aeschynomene indica</i> L.					X											
<i>Arachis hypogaea</i> L.			X				X			X						
<i>Astragalus sinicus</i> L.				X												
<i>Cajanus cajan</i> (L.) Millsp.				X	X					X	X					
<i>Crotalaria juncea</i> L.				X	X											
<i>Crotalaria laburnifolia</i> L.					X											
<i>Crotalaria mucronata</i> Desv.					X											
<i>Cyamopsis psoralioides</i> L.					X											
<i>Desmodium illinoense</i> Gray							X									

Continua...

Tabela 2. Continuação.

Hospedeiro	<i>Diabrotica virgifera virgifera</i>	<i>Diabrotica barberi</i>	<i>Diabrotica undecimpunctata howardi</i>	<i>Diabrotica balteata</i>	<i>Melanogromyza sojae</i>	<i>Ophiomyia phaseoli</i>	<i>Ceratomyia trifurcata</i>	<i>Asphondylia yushimai</i>	<i>Epilachna varivestis</i>	<i>Aproaerema modicella</i>	<i>Dectes texanus texanus</i>	<i>Obereopsis brevis</i>	<i>Riptortus clavatus</i>	<i>Riptortus dentipes</i>	<i>Riptortus serripes</i>	<i>Aphis glycines</i>
Fabaceae	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X
<i>Desmodium laevigatum</i> (Nuttall)							X									
<i>Desmodium paniculatum</i> (L.)							X									
<i>Desmodium tortuosum</i> (Swartz)							X									
<i>Desmodium intortum</i> (P.Mill.)																X
<i>Desmodium podocarpum</i> (D.C.) H. Ohashi								X								
<i>Desmodium racemosum</i> D.C.								X								
<i>Desmodium</i> spp.							X		X							
<i>Dolichos auxillaris</i>						X										
<i>Flemingia</i> sp.					X											
<i>Glycine max</i> (L.) Merr.	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X
<i>Glycine soja</i> Sieb & Zucc.					X			X		X						
<i>Indigofera hirsuta</i> L.										X						
<i>Indigofera pseudo-tinctoria</i> Matsum.								X								
<i>Indigofera suffruticosa</i> Mill					X											
<i>Indigofera sumatrana</i> Gaertn					X											
<i>Lablab purpureus</i> (L.) Sweet						X				X						
<i>Lespedeza capitata</i> (Michaux)							X	X								

Continua...

Tabela 2. Continuação.

Hospedeiro	<i>Diabrotica virgifera virgifera</i>	<i>Diabrotica barberi</i>	<i>Diabrotica undecimpunctata howardi</i>	<i>Diabrotica balteata</i>	<i>Melanagromyza sojae</i>	<i>Ophiomyia phaseoli</i>	<i>Ceratomyia trifurcata</i>	<i>Asphondylia yushimai</i>	<i>Epilachna varivestis</i>	<i>Aproaerema modicella</i>	<i>Dectes texanus texanus</i>	<i>Obereopsis brevis</i>	<i>Riptortus clavatus</i>	<i>Riptortus dentipes</i>	<i>Riptortus serripes</i>	<i>Aphis glycines</i>
Fabaceae	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X
<i>Lespedeza bicolor</i> Shrub.																
<i>Lotus corniculatus</i> L.							X									
<i>Macroptilium lathyroides</i> L. (Urb.)						X										
<i>Macrotyloma axillare</i> (E. Mey.) Verdc						X										
<i>Medicago denticulata</i> Willd.					X											
<i>Medicago sativa</i> L.	X	X			X	X	X		X	X						
<i>Melilotus</i> sp.					X											
<i>Mucuna deeringiana</i> (Bort.) Merr					X											
<i>Mucuna pruriensis</i> (L.) DC					X											
<i>Phaseolus atropurpureus</i> Sesse & Moc					X											
<i>Phaseolus coccineus</i> L.					X											X
<i>Phaseolus lathyroides</i> L.					X											
<i>Phaseolus lunatus</i> L.					X	X		X								
<i>Phaseolus panduratus</i> Mart					X											
<i>Phaseolus semierectus</i> L.					X											
<i>Phaseolus sublobatus</i> L.					X											
<i>Phaseolus vulgaris</i> L.		X	X	X	X	X	X		X					X		
<i>Pisum arvense</i> L.					X											

Continua...

Tabela 2. Continuação.

Hospedeiro	<i>Diabrotica virgifera virgifera</i>	<i>Diabrotica barberi</i>	<i>Diabrotica undecimpunctata howardi</i>	<i>Diabrotica balteata</i>	<i>Melanogromyza sojae</i>	<i>Ophiomyia phaseoli</i>	<i>Ceratomyza trifurcata</i>	<i>Asphondylia yushimai</i>	<i>Epilachna varivestis</i>	<i>Aproaerema modicella</i>	<i>Dectes texanus texanus</i>	<i>Obereopsis brevis</i>	<i>Riptortus clavatus</i>	<i>Riptortus dentipes</i>	<i>Riptortus serripes</i>	<i>Aphis glycines</i>
Fabaceae	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X
<i>Pisum sativum</i> L.				X	X	X										
<i>Psoralea corylifolia</i> L.										X						
<i>Pueraria phaseoloides</i> (Roxb.)																X
<i>Pueraria thunbergiana</i> (Sieb. & Zucc.) Benth																X
<i>Rhynchosia minima</i> (L.) Dc.										X						
<i>Robinia pseudoacacia</i> L.							X									
<i>Sesbania bispinosa</i> (Jacq.) Wight												X				
<i>Sophora flavescens</i> Ait.								X								
<i>Strophostyles helvola</i> (L.)							X									
<i>Swainsonia galegifolia</i> R. Br.					X											
<i>Teramnus labialis</i> (L.)										X						
<i>Trifolium alexandrinum</i> L.							X			X						
<i>Trifolium ambiguum</i> Bieb.							X									
<i>Trifolium pratense</i> L.							X									
<i>Trifolium incarnatum</i> L.							X									
<i>Trifolium resens</i> L.							X									
<i>Vicia amoena</i> var. <i>sachalinensis</i> Nakai								X								
<i>Vigna aconitifolia</i> (Jacq.) Marechal					X	X	X									

Continua...

Tabela 2. Continuação.

Hospedeiro	<i>Diabrotica virgifera virgifera</i>	<i>Diabrotica barberi</i>	<i>Diabrotica undecimpunctata howardi</i>	<i>Diabrotica balteata</i>	<i>Melanagromyza sojae</i>	<i>Ophiomyia phaseoli</i>	<i>Ceratomyia trifurcata</i>	<i>Asphondylia yushimai</i>	<i>Epilachna varivestis</i>	<i>Aproaerema modicella</i>	<i>Dectes texanus texanus</i>	<i>Obereopsis brevis</i>	<i>Riptortus clavatus</i>	<i>Riptortus dentipes</i>	<i>Riptortus serripes</i>	<i>Aphis glycines</i>
Fabaceae	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X
<i>Vigna angularis</i> (Willd.) Ohwi & Ohashi					X	X	X		X							
<i>Vigna hosei</i> (Craib) Backer						X										
<i>Vigna luteola</i> (Jacq.) Benth.						X										
<i>Vigna marina</i> (Burman) Merr.						X										
<i>Vigna mungo</i> (L.) Hepper					X	X						X				
<i>Vigna radiata</i> (L.) Wilczek					X	X	X		X	X		X				
<i>Vigna trilobata</i> L. Verdcourt						X										
<i>Vigna umbellata</i> (Thunb.) Ohwi and Ohashi					X	X				X		X				
<i>Vigna unguiculata</i> (L.) Walp					X	X	X		X						X	
<i>Wisteria floribunda</i> (Willd.)							X									
Malvaceae												X				
<i>Hibiscus micranthus</i> L.												X				
Pedaliaceae																X
<i>Ceratotheca sesamoides</i> Endl.																X
Poaceae	X	X	X				X						X	X	X	
<i>Digitaria sanguinalis</i> (L.) Scop	X															
<i>Echinochloa crus-galli</i> (L.) P. Beauv.	X															

Continua...

Tabela 2. Continuação.

Hospedeiro	<i>Diabrotica virgifera virgifera</i>	<i>Diabrotica barberi</i>	<i>Diabrotica undecimpunctata howardi</i>	<i>Diabrotica balteata</i>	<i>Melanagromyza sojae</i>	<i>Ophiomyia phaseoli</i>	<i>Ceratomyia trifurcata</i>	<i>Asphondylia yushimai</i>	<i>Epilachna varivestis</i>	<i>Aproaerema modicella</i>	<i>Dectes texanus texanus</i>	<i>Obereopsis brevis</i>	<i>Riptortus clavatus</i>	<i>Riptortus dentipes</i>	<i>Riptortus serripes</i>	<i>Aphis glycines</i>
Poaceae	X	X	X				X						X	X	X	
<i>Eragrostis trichodes</i> (Nutt.) Alph. Wood	X															
<i>Hordeum vulgare</i> L.	X															
<i>Pascopyrum smithii</i> (Rydb.) A	X															
<i>Pascopyrum smithii</i> (Rydb.) A	X															
<i>Setaria</i> sp.	X															
<i>Triticum</i> spp. L.	X															
<i>Urochloa texana</i> (Buckley) R. D. Webster	X															
<i>Zea mays</i> L.	X	X	X				X									
Rhamnaceae																X
<i>Rhamnus alnifolia</i> L'Héritier																X
<i>Rhamnus cathartica</i> L.																X
<i>Rhamnus davurica</i> Pallas																X
<i>Rhamnus japonica</i> Maxim.																X
Rosaceae								X					X	X	X	
<i>Prunus zippeliana</i> Miq.							X									
Rubiaceae										X						
<i>Borreria hispida</i> (L.) K. Schum.										X						

Continua...

Tabela 2. Conclusão.

Hospedeiro	<i>Diabrotica virgifera virgifera</i>	<i>Diabrotica barberi</i>	<i>Diabrotica undecimpunctata howardi</i>	<i>Diabrotica balteata</i>	<i>Melanagromyza sojae</i>	<i>Ophiomyia phaseoli</i>	<i>Ceratomyia trifurcata</i>	<i>Asphondylia yushimai</i>	<i>Epilachna varivestis</i>	<i>Aproaerema modicella</i>	<i>Dectes texanus texanus</i>	<i>Obereopsis brevis</i>	<i>Riptortus clavatus</i>	<i>Riptortus dentipes</i>	<i>Riptortus serripes</i>	<i>Aphis glycines</i>
Solanaceae			X		X											
<i>Capsicum annuum</i> gassurn Sendt			X													
<i>Solanum lycopersicum</i> L.			X													
<i>Solanum nigrum</i> L.					X											
<i>Solanum tuberosum</i> L.			X													
Urticaceae						X										
<i>Urtica dioica</i> L.						X										
<i>Laportea canadensis</i> (L.)						X										

Fonte: Abate e Ampofo (1996); Abe et al. (2000); Bradshaw et al. (2007); Campbell e Meinke (2006); Dempewolf (2004); Elmore (1949); Hatchett et al. (1975); Michaud e Grant (2005); Naranjo (1994); Panizzi et al. (2000); Ragsdale et al. (2004); Rajesh e Deepesh (1997); Shanower et al. (1993); Takahashi et al. (1993); Talekar (1992); Talekar e Chen (1983); Uechi et al. (2004, 2005); Voegtlin et al. (2004); Yukawa et al. (2003).

o mesmo comportamento de *D. virgifera*. Os ovos podem sobreviver por 2 a 4 anos no solo e são um problema na rotação milho-soja (LEVINE et al., 1992).

Diabrotica undecimpunctata howardi – O adulto (Figura 1) é onívoro e tem coloração amarela com doze manchas negras nos élitros. Os ovos são depositados próximos aos seus hospedeiros vegetais, e as larvas, ao emergirem, alimentam-se de raízes.



Arquivo Clemson University

Figura 1. Adulto de *Diabrotica undecimpunctata howardi*.

Fonte: USDA Cooperative Extension Slide Series, United States.

Diabrotica balteata – O adulto é verde amarelado, com o tórax preto e a cabeça vermelha. Normalmente, possui bandas transversas através do élitro, sendo esta uma característica variável e algumas vezes ausente, que depende do hospedeiro onde o adulto se alimentou (TENG et al., 1984). Sua distribuição ocorre em regiões tropicais, provavelmente por não tolerar a baixas temperaturas.

De modo geral, na fase adulta, os danos são consequência da redução da área fotossintética e da possibilidade de transmissão de doenças, sendo esta a fase mais prejudicial para a cultura da soja. Na fase de larva, os danos são nas raízes, prejudicando a capacidade de desenvolvimento da planta, sendo esta fase a mais prejudicial quando o ataque ocorre no milho. Apesar das espécies terem o potencial de causar danos à soja, os prejuízos não devem ser mais significativos com a introdução de outras espécies do gênero *Diabrotica*. O problema com a introdução de uma ou mais espécies desses coleópteros pode ser mais grave em regiões que adotem sistemas de cultivo soja-milho onde este é plantado em sucessão à soja porque o grupo *virgifera* prefere também poáceas.

Manejo de *Diabrotica* spp.

Em países onde as espécies deste gênero constituem pragas importantes, o seu manejo implica na utilização de inseticidas no solo ou como tratamento de sementes, para proteger as raízes do ataque. A utilização de inseticida apresenta um relativo sucesso, contudo o uso desta prática tem direcionado para a seleção de populações com resistência aos inseticidas, em partes das regiões produtoras de milho nos EUA (ZHU et al., 2001).

2.2. Insetos minadores de haste

2.2.1. Moscas minadoras - *Melanagromyza sojae* Zehntner, 1900; *M. dolichostigma* de Meijere 1922; *Ophiomyia phaseoli* Tryon, 1951; *O. spencerella* Greatheat, 1969; e *O. centrosematis* de Meijere, 1940 (Diptera: Agromyzidae)

Nas áreas tropicais e subtropicais da Ásia e da África, as moscas da família Agromyzidae das espécies *M. sojae*, *M. dolichostigma*, *O. phaseoli*, *O. spencerella* e *O. centrosematis* são encontradas frequentemente em lavouras de soja e feijão, sendo consideradas pragas chaves nessas culturas (ABATE; AMPOFO, 1996; WANG; GAI, 2001).

Na África e em regiões do Pacífico, três espécies do gênero *Ophiomyia* ocorrem, atacando feijões. As duas espécies principais são *O. phaseoli* e *O. spencerella*, e a terceira espécie, *O. centrosematis*, ocorre mais raramente e em população menor do que as demais (ABATE; AMPOFO, 1996; BYABAGAMBI et al., 1999; LETOURNEAU, 1995; TALEKAR; CHEN, 1983). Os danos causados por essas pragas podem atingir 100%, sendo consideradas as principais da cultura do feijão na África (ABATE; AMPOFO, 1996). As espécies de *Melanagromyza* são importantes pragas no continente asiático, disseminadas em quase todas as regiões e responsáveis por prejuízos significativos na soja (WANG; GAI, 2001).

No Brasil, tem sido observada a ocorrência de larvas de dípteros danificando a haste da soja desde 1983, mas as publicações disponíveis são vagas quanto à identificação da praga e as ocorrências são esporádicas (GASSEN; SCHNEIDER, 1985; LINK et al., 2009).

Plantas hospedeiras

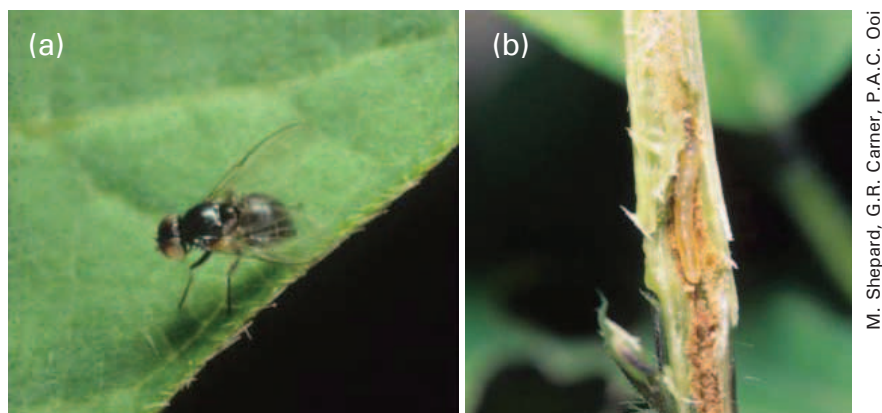
As moscas minadoras pertencentes à família Agromyzidae apresentam de modo geral uma relação estreita com os seus hospedeiros, pertencentes apenas à família Fabaceae. Essa característica pode ser observada para as duas principais espécies que atacam a soja, *M. sojae* e *O. phaseoli* (Tabela 2) (ABATE; AMPOFO, 1996; DEMPEWOLF, 2004; TALEKAR, 1992; TALEKAR; CHEN, 1983).

Aspectos bioecológicos e potencial de dano

Todos os adultos dos gêneros *Melanagromyza* (Figura 2a) e *Ophiomyia* são similares na aparência, apresentam-se como moscas negras de 2 mm a 3 mm, ágeis e de difícil observação no campo. A identificação das espécies é feita pela observação das características morfológicas das larvas e pupas, associada aos sítios de oviposição e de alimentação no hospedeiro (TALEKAR, 1992; TALEKAR; CHEN, 1983).

Melanagromyza sojae – A oviposição ocorre nas folhas ou nos ramos tenros. A larva (Figura 2b) emerge após 2 a 3 dias, broqueia a nervura mais próxima e avança através do pecíolo até a haste. Dessa, segue em sentido descendente e ascendente até o final do desenvolvimento da planta, transformando-se em pupa dentro dela. O período larval é de 7 a 11 dias; a pupa se desenvolve em 9 a 10 dias. O ciclo de vida completo é de 16 a 26 dias.

Melanagromyza dolichostigma – Os ovos são colocados no interior das folhas. A larva mina o tecido foliar e segue para as hastes. O ciclo de vida dura de 17 a 21 dias.



M. Shepard, G.R. Carner, P.A.C. Ooi

Figura 2. Adulto (a) e larva (b) de *Melanagromyza sojae* em soja.

Fonte: Insects and their Natural Enemies Associated with Vegetables and Soybean in Southeast Asia, United States.

Ophiomya phaseoli – A oviposição é realizada nas folhas jovens e nos cotilédones. A larva é minadora de folhas, ramos e cotilédones. Os estágios de ovo, larva e pupa duram, respectivamente, 4, 10 e 16 dias. O pupário permanece abaixo da epiderme, normalmente próximo à base da haste (ABATE; AMPOFO, 1996).

Ophiomya centrosematis – os ovos são depositados no hipocótilo e haste, raramente nas folhas. A larva alimenta-se abaixo da epiderme da haste, onde empupa.

As espécies do gênero *Ophiomya* e a espécie *M. sojae* causam danos em plântulas, enquanto *M. dolichostigma* ataca os ramos jovens após a quarta semana de idade. A larva causa redução no crescimento da planta, podendo levá-la à morte (TALEKAR; CHEN, 1983). Entre as espécies de *Ophiomyia*, a presença de cada espécie é influenciada por vários fatores climáticos e edáficos. Vários relatos indicam que *O. phaseoli* e *O. centrosematis* são mais prevalentes em baixas altitudes e temperaturas mais altas, enquanto *O. spencerella* é mais abundante em altas altitudes e em ambientes mais frescos e úmidos (ABATE; AMPOFO, 1996).

Os danos das larvas são maiores em decorrência da sua alimentação, que ocorre dentro das hastes, enquanto os danos causados pelos adultos são insignificantes. Embora as infestações possam ocorrer durante todo o desenvolvimento da cultura, em geral as plantas são mais danificadas na fase de plântula (Figura 3). As consequências do ataque do inseto na fase inicial da cultura é a redução do estande, e, se a planta sobreviver, sofre redução no seu desenvolvimento (TALEKAR, 1992).

Manejo de moscas minadoras de hastes de soja

O período crítico para ataque das moscas minadoras de hastes é nas primeiras quatro semanas após a germinação das plantas, que pode resultar na morte destas e falhas no estande. Práticas de controle cultural, como rotação de culturas, bom preparo do solo e evitar semeaduras tardias são as mais recomendadas para o manejo dessas pragas. O controle químico é voltado



M. Shepard, G.R. Carner, P.A.C. Ooi

Figura 3. Ataque de *Ophiomyia phaseoli* em plântula de soja na Indonésia.

Fonte: Insects and their Natural Enemies Associated with Vegetables and Soybean in Southeast Asia, United States.

para a proteção da fase inicial da cultura (TALEKAR, 1992). O melhoramento genético para a obtenção de cultivares de soja resistentes também é uma possibilidade para a redução dos prejuízos causados pelas moscas minadoras (CHIANG; NORRIS, 1983).

2.2.2. Brocas da haste da soja – *Dectes texanus texanus* LeConte, 1862 e *Obereopsis brevis* (Gahan, 1894) (Coleoptera: Cerambycidae)

Dectes texanus texanus é um coleóptero da família Cerambycidae, nativo da América do Norte. Danos esporádicos em soja e em girassol são relatados desde a década de 1960 nos EUA (CAMPBELL; VAN DUYN, 1977; ROGERS, 1977). A região de ocorrência de *D. texanus texanus* é restrita à América do Norte e ao México. Um aspecto interessante da biologia dessa praga é sua adaptação à soja, que é uma cultura exótica nos EUA. Em sua região de origem, todos os hospedeiros selvagens de *D. texanus* pertencem à família Asteraceae (HATCHETT et al., 1975), mas a presença de larvas nesses hospedeiros alternativos é baixa, uma vez que o cerambicídeo prefere campos de soja e girassol cultivados, sendo comum encontrar lavouras com 100% das plantas infestadas (MICHAUD; GRANT, 2005). Já *O. brevis* é de ocorrência na Ásia, principalmente na Índia, onde se relata dano de aproximadamente 13% em plantas de soja (KAPOOR et al., 1972). Na Índia, *O. brevis* é uma das principais pragas da soja, podendo atacar durante todo o desenvolvimento da cultura. Se o ataque ocorrer na fase de plântula, pode causar falhas de estande; nas infestações mais tardias, não há mortalidade das plantas, mas a produtividade pode ser afetada (GANGRADE et al., 1971).

A introdução de uma ou ambas as espécies no Brasil poderia se somar a problemas adicionais de *Sternechus subsignatus* Boheman, 1836 (mais detalhes, *vide* Capítulo 3), causados por este coleóptero pertencente à família Curculionidae, que tem

promovido perdas consideráveis na produtividade de soja em algumas regiões do Brasil (HOFFMANN-CAMPO al., 1999).

Plantas hospedeiras

Tanto *D. texanus texanus* quanto *O. brevis* apresentam hospedeiros concentrados em duas famílias de plantas, Asteraceae e Fabaceae (Tabela 2). *D. texanus texanus* é encontrado em seu centro de origem atacando asteráceas selvagens, tendo se adaptado à cultura da soja posteriormente (HATCHETT et al., 1975; MICHAUD; GRANT, 2005). *O. brevis* é considerada uma praga-chave para a soja na Índia, que se adaptou à cultura do girassol (RAJESH; DEEPESH, 1997).

Aspectos bioecológicos e potencial de dano

Dectes texanus texanus – O inseto é univoltino, isto é, completa uma geração por ano. Nos EUA, a larva passa o período de inverno em restos culturais de soja e girassol ou em seus hospedeiros nativos (CROOK et al., 2004; MICHAUD; GRANT, 2005). O adulto apresenta longas antenas com bandas escuras, coloração do corpo cinza claro, que emerge durante um período de 5 semanas, entre o fim de maio e o início de setembro, dependendo da região dos EUA. Após a cópula, o adulto deposita seus ovos nos pecíolos das folhas de soja, e, após a emergência da larva, esta vai se alimentando até atingir a haste principal e segue em sentido descendente. Perto da colheita, o inseto permanece próximo à superfície do solo, onde se prepara para o período de inverno (NIIDE et al., 2006).

O tamanho do inseto pode variar dependendo da planta hospedeira. Em soja, apresenta em média 11 mm (larva), 10 mm (pupa) e 8 mm (adulto) de comprimento. As pupas de larvas desenvolvidas na soja pesam em média 21 mg, 40% menos que as provenientes do girassol (NIIDE et al., 2006). A sobrevivência do adulto também é menor quando os adultos são alimentados

com soja (23 dias) comparados com o girassol (64 dias). Esses parâmetros indicam que o girassol apresenta qualidade nutricional mais adequada para o desenvolvimento do inseto quando comparada com a soja (MICHAUD; GRANT, 2005).

O dano principal é a quebra da haste no ponto de anelamento. Há relatos de campos com quase 100% de plantas infestadas, resultando em 17% de plantas caídas (MICHAUD; GRANT, 2005; NIIDE et al., 2006).

Obereopsis brevis – O inseto deposita um ovo no pecíolo da folha próximo ao topo da planta, e apenas uma larva se desenvolve por planta, de cujo pecíolo se alimenta e segue em direção à haste principal (KAPOOR et al., 1972). No final do desenvolvimento larval, o inseto anela a haste internamente próximo à parte mediana da planta em dois locais separados de cerca de 25 mm. Antes de transformar-se em pupa, o inseto prepara um casulo fibroso, e a pupa permanece dentro da porção anelada da haste. A planta normalmente quebra em ambos os pontos do anelamento (GANDRADE et al., 1971). Os adultos emergem da secção anelada em 8 a 11 dias, contudo a maioria das larvas entra em diapausa dentro do casulo até o início da época das chuvas (monções), as quais favorecem a emergência dos adultos (GANDRADE et al., 1971).

Manejo de brocas da haste da soja

O uso de controle químico não é eficiente para ambas, em decorrência do hábito da larva de permanecer no interior da planta e do longo período de emergência dos adultos, o que implica em aplicações sucessivas de inseticidas. O método mais eficiente é o controle cultural para reduzir as perdas, evitando a semeadura em áreas adjacentes aos hospedeiros alternativos, manejo de plantas daninhas e destruição de restos culturais.

2.3. Insetos desfolhadores e minadores de folhas

2.3.1. *Cerotoma trifurcata* (Forster, 1771) (Coleoptera: Chrysomelidae)

Cerotoma trifurcata é uma praga nativa da América do Norte, onde ataca várias fabáceas, como as espécies do gênero *Phaseolus*, e a soja (LAM; PEDIGO, 2001). Nos EUA, além dos danos diretos à cultura, *C. trifurcata* é um eficiente transmissor do vírus "*Bean pod mottle vírus*". O aumento da incidência dessa virose em regiões produtoras de soja na América do Norte é relacionada a invernos quentes, que tem permitido o crescimento sem precedentes da população de *C. trifurcata* (BRADSHAW et al., 2007; GIESLER et al., 2002).

Plantas hospedeiras

Na Tabela 2, são apresentados alguns hospedeiros de *C. trifurcata*, demonstrando sua capacidade de se alimentar de várias famílias de plantas, que foram compiladas por Bradshaw et al. (2007).

Aspectos bioecológicos e potencial de dano

Os adultos de *C. trifurcata* são besouros pequenos com 5 mm de comprimento, de coloração variando de amarelo a vermelho, em geral com quatro manchas quadrangulares nos élitros. A característica morfológica mais constante é a presença de uma mancha triangular escura atrás do pronoto (LAM; PEDIGO, 2001).

O inseto varia de univoltino a multivoltino, dependendo da temperatura. No inverno do Hemisfério Norte, o adulto atravessa o período nos restos culturais ou na resteva da soja. Com a chegada da primavera, os insetos saem dos abrigos e deslocam-se para as plantas hospedeiras, como alfafa e outras fabáceas, principalmente soja e feijão (LAM; PEDIGO, 2001). Os ovos são depositados no solo, na base das plantas. Após uma semana, os ovos eclodem, e as larvas começam a se alimentar de raízes e nódulos.

Os principais danos são causados pelos adultos, que se alimentam de brotos, folhas e vagens, podendo ainda ser transmissores de vírus (GIESLER et al., 2002). A larva se alimenta das raízes da soja, e, embora possa reduzir a fixação de nitrogênio pela planta, em decorrência do consumo de nódulos, pouca informação existe sobre os seus danos nesta estrutura da planta (RIEDEL et al., 2005).

Manejo de *Cerotoma trifurcata*

Cerotoma trifurcata em soja é facilmente controlada com inseticidas foliares, que podem ser particularmente eficientes na fase inicial da cultura, sendo os níveis de controle estabelecidos com base no dano do adulto na parte aérea na soja. Como o inseto é um eficiente vetor de vírus, a proteção da soja em sua fase inicial, através de tratamento de sementes com inseticidas, tem sido recomendada, quando cultivada em áreas de risco (GIESLER et al., 2002; JOHNSON et al., 2008).

2.3.2. *Epilachna varivestis* Mulsant, 1850 (Coleoptera: Coccinellidae)

A família Coccinellidae inclui importantes predadores de afídeos, mas algumas espécies são consideradas pragas, como *E. varivestis*, que ataca feijão, e *Phaseolus lunatus* L. em algumas regiões dos EUA (FAN et al., 1992; SANCHEZ-ARROYO, 1997). Acredita-se que essa espécie seja originária do México e, atualmente, se encontra distribuída desde a Guatemala até o sul do Canadá. No México e na Guatemala, essa espécie é considerada uma praga em feijões. Mais recentemente, *E. varivestis* foi encontrada no Japão, onde se disseminou, atacando várias espécies de fabáceas (FUJIYAMA et al., 1998). Na soja, *E. varivestis* está entre os coleópteros mais destrutivos, pela sua capacidade de desfolha (TURNIPSEED; KOGAN 1987). Tanto a larva quanto o adulto se alimentam das folhas e podem causar

perdas econômicas significativas quando o ataque ocorre na fase reprodutiva.

Plantas hospedeiras

Os hospedeiros de *E. varivestis* estão concentrados na família Fabaceae. Mesmo dentro dessa família, há poucos hospedeiros conhecidos, estando restritos a alguns gêneros (ABE et al., 2000; ELMORE, 1949) (Tabela 2).

Aspectos bioecológicos

O adulto tem o formato típico de insetos da família Coccinellidae, ou seja, forma ovalada com aproximadamente 7 mm de comprimento. Apresenta 16 manchas negras na parte dorsal do corpo, oito em cada élitro, que variam quanto ao tamanho; a coloração geral do corpo é alaranjado-pálida (SANCHEZ-ARROYO, 1997). Os ovos têm coloração variando do laranja ao amarelo, de forma elíptica, colocados em massas com uma média de 50 ovos, depositados na face inferior das folhas. A larva tem coloração amarelada e passa por quatro instares até atingir à fase de pupa, que fica presa na face inferior das folhas (SANCHEZ-ARROYO, 1997).

Nos meses de inverno no Hemisfério Norte, o adulto passa abrigado em diapausa. Ao sair do estágio de dormência, o adulto se alimenta das folhas jovens de soja ou feijão, e, após duas semanas, inicia a oviposição. A fase de ovo dura uma ou duas semanas, dependendo das condições ambientais, e as larvas, ao eclodirem, passam a se alimentar das folhas (SANCHEZ-ARROYO, 1997). Adultos e larvas podem se alimentar das partes tenras da planta, mas o dano principal é a desfolha causada pela fase jovem de *E. varivestis*, que pode reduzir a produtividade. O dano é reconhecido pelo rendilhamento nas folhas, que posteriormente secam (SANCHEZ-ARROYO, 1997).

As condições climáticas são importantes para a sobrevivência e multiplicação dessa praga, cuja fecundidade é afetada pela temperatura e pela umidade, e a longevidade é maior com alta umidade (KITAYAMA et al. 1979). No Japão, a distribuição de *E. varivestis* é limitada às áreas acima de 500 m de altitude, sendo a espécie raramente encontrada em áreas onde a temperatura máxima atinge 35 °C (SHIRAI; YARA, 2001). Sua reprodução é severamente inibida por temperaturas entre 27 °C e 32 °C (FAN et al., 1992).

Manejo de *Epilachna varivestis*

Nos EUA, um controle inicial é realizado para destruir os locais de abrigo do inseto, antes do início da safra de soja. O controle com inseticidas é direcionado aos adultos migrantes, protegendo a fase inicial da cultura, quando a planta é mais sensível ao dano (BREWER; OSWALD, 1995). Em razão da baixa tolerância de *E. varivestis* a altas temperaturas, na eventualidade de sua entrada no Brasil, a praga estaria confinada aos estados do Sul e regiões de altitude, onde as temperaturas são mais amenas podem favorecer o seu desenvolvimento.

2.3.3. *Approaerema modicella* Deventer, 1904 (Lepidoptera: Gelechiidae)

A minadora de folhas, *A. modicella*, é uma importante praga de amendoim (*Arachis hypogaea* L.) e soja na Ásia. Na África, também têm ocorrido perdas severas em amendoim por causa das explosões populacionais dessa praga, com perdas estimadas em 47% a 86%, atingindo, nesse continente, níveis superiores aos observados na Ásia (SHANOWER et al., 1993).

Plantas hospedeiras

Com exceção de um único hospedeiro da família Rubiaceae, *Spermacoce neohispida* Govaerts (sin. *Borreria hispida* Spruce ex K. Schum), *A. modicella* se alimenta apenas de plantas da família Fabaceae (Tabela 2) (SHANOWER et al., 1993).

Aspectos bioecológicos

Os ovos são depositados no interior das folhas de fabáceas. A larva forma galerias e, ao atingir o último ínstar, sai da folha e reúne vários folíolos com seda, onde se torna pupa. Em geral, a fase jovem se desenvolve em cinco ínstaes, e a larva de último ínstar atinge 15 mm. O adulto é uma mariposa acinzentada com 18 mm de envergadura (CHANTHY et al., 2010). O número de gerações por safra é variável, podendo ser de duas a sete, dependendo das condições da cultura e do clima (SHANOWER et al., 1993). O dano ocorre em razão do desfolhamento precoce causado pelo ressecamento das folhas minadas, podendo, conseqüentemente, afetar a produtividade (SHIRALE; BIDGIRE, 2010).

Manejo de *Aproaerema modicella*

Os métodos de controle, na Ásia, se baseiam principalmente na aplicação de inseticidas. Contudo, a adoção do manejo integrado de pragas com manipulação da época de semeadura, utilização de genótipos mais tolerantes ao seu ataque e conservação dos inimigos naturais tem apresentado bons resultados (KENIS; CUGALA, 2006; VAN DER WALT et al., 2009). Kalayanasundaram e Murugesan (1989) estimaram que o nível de controle para *A. modicella* em soja é de uma larva por cinco plantas, no período de 30 a 45 dias após a semeadura.

2.4. Insetos sugadores de seiva

2.4.1. Pulgão da soja – *Aphis glycines* Matsumura, 1917 (Hemiptera: Aphididae)

O pulgão da soja *A. glycines* (Figura 4) é nativo da Ásia, sendo considerado, na China, uma das mais importantes pragas da soja. Explosões populacionais ocorrem esporadicamente em regiões da China, podendo causar reduções de 50% a 70% na produção (WU et al., 2004). Atualmente, essa praga está



O.A. Fernandes

Figura 4. Pulgão da soja *Aphis glycines* (Hemiptera: Aphididae).

amplamente distribuída nos países da Ásia e, mais recentemente, foi detectada na Austrália e na América do Norte (FLETCHER; DESBOROUGH, 2006; TAKAHASHI et al., 1993; WU et al., 2004).

Antes da introdução de *A. glycines* nos EUA, a soja na região do Meio-Oeste Americano era relativamente livre de pragas importantes, mas, após a entrada e explosão populacional do afídeo que se espalhou rapidamente têm sido detectados sérios prejuízos econômicos (DONALSON et al., 2007; JOHNSON et al., 2008).

Plantas hospedeiras

Na Tabela 2, estão listados os hospedeiros conhecidos de *A. glycines*. Até o momento, os hospedeiros se restringem a duas famílias de plantas, Fabaceae e Rhamnaceae. O gênero *Rhamnus* é utilizado por *A. glycines* como hospedeiro alternativo durante o inverno (RAGSDALE et al., 2004; TAKAHASHI et al., 1993; VOEGTLIN et al., 2004).

Aspectos bioecológicos e potencial de dano

A temperatura ótima para o desenvolvimento do pulgão da soja é 20-24 °C (HIRANO et al., 1996), enquanto temperaturas acima de 28 °C reduzem a fecundidade e a sobrevivência do inseto (MCCORNACK et al., 2004). Na China, Wang et al. (1962) citados por Liu et al. (2004), observaram 18 gerações por ano, sendo 15 em soja. Segundo esses autores, o pico populacional ocorreu no final do estágio vegetativo da planta, em temperaturas em torno de 23 °C e com baixa pluviosidade; a colônia do inseto tendeu a declinar no período reprodutivo.

No campo, *A. glycines* se distribui de forma agregada no início da colonização, em plantas dispersas e com pequenas colônias de ninfas, sem adultos. Ao atingirem a fase adulta, *A. glycines* se multiplica por partenogênese. Essas pequenas colônias provavelmente produzem adultos migrantes (com asas) que se alimentam, por curtos períodos, em plantas próximas e as ninfas se movem para procurar outros hospedeiros. A colonização dos campos de soja, no início da primavera, não resulta em um efeito de borda típico, em que a ocupação da praga se inicia nas margens da lavoura e avança para o interior do campo. Em contraste, as colonizações de verão mostram um efeito de borda distinto, com áreas próximas aos quebra-ventos mais comumente colonizadas que outras (RAGSDALE et al., 2004).

Segundo Nielsen e Hajek (2005), *A. glycines* causa dano direto pela sucção do floema e indiretos pela produção de uma substância açucarada, que favorece o desenvolvimento do fungo saprófita fumagina. No estágio vegetativo da cultura, as colônias são encontradas nos pontos de crescimento da planta e, na fase reprodutiva, as colônias se dispersam pela planta. A preferência pelas partes jovens da planta, segundo Ragsdale et al. (2004), é devida à baixa qualidade nutricional para o inseto das folhas desenvolvidas (mais velhas), que possivelmente reduza a sua fecundidade.

Em decorrência da capacidade do inseto de rapidamente atingir altas populações, se a infestação ocorrer no início da fase reprodutiva da cultura, pode causar redução no número de vagens, com consequente redução na produtividade de até 40%. Além das perdas diretas, o inseto pode ser vetor de doenças viróticas em soja como *Soybean mosaic virus* e *Soybean dwarf virus* (BURROWS et al. 2005; CLARK; PERRY, 2002; DAMSTEEGT et al., 2011; DAVIS et al., 2005).

Manejo do pulgão da soja

Na Ásia, inseticidas são amplamente utilizados para o controle de *A. glycines*, sendo relatados até quatro aplicações na China para prevenir perdas de produção. Contudo, não há uma recomendação precisa para maximizar o controle desse inseto (MYERS et al., 2005). Uma das dificuldades de controlar afídeos com o uso de inseticidas de amplo espectro é sua habilidade de reprodução, além da possibilidade de rápida evolução da resistência a inseticidas (MYERS et al., 2005).

Vários fatores bióticos e abióticos podem afetar o desenvolvimento da população da praga, principalmente inimigos naturais, sendo esta uma alternativa interessante para mitigar a população de pragas (COSTAMAGNA; LANDIS, 2007; FOX et al., 2005; HIRANO et al., 1996; NIELSEN; HAJEK, 2005). Também, dentro do contexto do manejo integrado de pragas, há a possibilidade do melhoramento genético para a obtenção de cultivares resistentes ao ataque deste afídeo (HESLER; DASHIELL, 2007, 2008).

No Brasil, as regiões de cultivo que apresentam temperaturas amenas seriam as mais afetadas, caso a praga fosse introduzida, pela melhor adaptação de *A. glycines* a temperaturas em torno de 22 °C.

2.5. Insetos que atacam a planta inteira

2.5.1. *Helicoverpa armigera* (Hubner, 1808) (Lepidoptera: Noctuidae)

A espécie *H. armigera* é amplamente distribuída nos continentes da África, da Europa, da Ásia e da Oceania (EPPO, 2006). Em muitos países, é considerada uma das pragas mais importantes em várias culturas, sendo soja, algodão (*Gossipium hirsuta* L.), sorgo [*Sorghum bicolor* (L.) Moench], milho, feijão, amendoim, girassol e tomate [*Lycopersicon esculentum* (L.) H. Karst.] as culturas mais atacadas (JALLOW et al., 2004; TALEKAR et al., 2006). Na África, os danos causados por essa espécie podem causar reduções de até 50% na produção de feijão (ABATE; AMPOFO, 1996).

Plantas hospedeiras

A espécie é polífaga, ocorrendo em mais de 120 hospedeiros cultivados e silvestres pertencentes a 39 famílias distintas (ABATE; AMPOFO, 1996) (Tabela 2).

Aspectos bioecológicos

Em soja, a fecundidade de *H. armigera* pode variar de 180 a 580 ovos, com oviposição diária de 38 a 120 ovos, dependendo da cultivar (NASERI et al., 2009). Os ovos são esféricos, de coloração amarelada e escurecem antes da eclosão (ALI et al., 2009). As lagartas nos primeiros ínstares se alimentam das partes tenras da planta, podendo mais tarde também se alimentar de vagens, flores e folhas (JOHNSON; ZALUCKI, 2005). A coloração da larva é variável de amarelo-esverdeado a marrom, dependendo do hospedeiro de que a larva se alimentou, passando por seis a sete ínstares, durante um período de 17 a 26 dias (NASERI et al., 2009). No último instar, a lagarta pode atingir 40 mm, quando passa para o estágio de pupa (ALI et al., 2009). A fase de pupa é passada no solo, e é nessa fase que a diapausa ocorre, sendo em parte influenciada pela qualidade nutricional do hospedeiro, que

permite a obtenção de pupas mais pesadas com maior reserva nutricional (LIU et al., 2010).

O adulto é uma mariposa com 40 mm de envergadura, de coloração marrom-clara, com manchas escuras nas margens da asa posterior. O acasalamento ocorre nas primeiras 72 horas, e a oviposição dura 10 dias, sendo realizada das 20 h às 23 h. Em soja, os ovos são colocados individualmente na superfície superior da folha e são distribuídos de modo aleatório no campo, sendo depositados nos terços superiores das plantas (DUFFIELD; CHAPPLE, 2001).

Manejo de *Helicoverpa armigera*

Em razão da ampla distribuição e da importância de *H. armigera* no âmbito mundial, o controle químico é o método mais adotado, mas já existem relatos de populações resistentes a inseticidas (GUNNING et al., 1991; JADHAV; ARMES, 1996). Além do uso de inseticidas, várias medidas culturais como época de semeadura, densidade ótima de plantas, adubação, etc. podem ser adotadas para minimizar os riscos de danos por *H. armigera*. Ainda, são relatados vários inimigos naturais de *H. armigera* na África, resultando em diferentes níveis de controle biológico natural, incluindo-se patógenos com potencial de uso, como um vírus de poliedrose nuclear, que se encontra disponível comercialmente (WANG; ZHANG, 2007).

2.6. Insetos que atacam vagens e sementes

2.6.1. Mosca galhadora - *Asphondylia yushimai* Yukawa & Uechi, 2003 (Diptera: Cecidomyiidae)

O gênero *Asphondylia* H. Loew contém 271 espécies distribuídas pelo mundo, que são responsáveis pela formação de galhas em brotos, flores e frutos em várias espécies vegetais. Na soja, *A. yushimai* é considerada uma importante praga, em razão da indução de galhas em vagens jovens, podendo causar considerável redução na produtividade (UECHI et al., 2005).

Plantas hospedeiras

No Japão, a ocorrência de *A. yushimai* foi descrita recentemente e exibe alternância de hospedeiros entre fabáceas e *Laurocarpus zippeliana* (Mig.) Browicz (sin. *Prunus zippeliana* Miq.) (Rosaceae) (UECHI et al., 2004, 2005; YUKAWA et al., 2003).

Aspectos bioecológicos

O adulto deposita seus ovos sobre as vagens e flores de soja. As larvas induzem a formação de galhas nas estruturas vegetais e, quando ocorrem nas vagens, prejudicam o desenvolvimento do grão, reduzindo a produção (UECHI et al., 2005). No Japão, *A. yushimai* atravessa o inverno na fase larval, em galhas nos frutos de *L. zippeliana* e emerge como adulto em maio (final da primavera). Durante o verão e o outono, duas ou mais gerações dessa praga se desenvolvem em vagens de soja e outras fabáceas selvagens ou plantas da família Caesalpiniaceae (YUKAWA et al., 2003).

Manejo de *Asphondylia yushimai*

Não há informações específicas de medidas de controle para *A. yushimai* em soja. Outras espécies do mesmo gênero são importantes pragas em diversas culturas, como pimenta (*Capsicum sp.*), gergelim (*Sesamum indicum* L.) e abacate (*Persea americana* Mill.) (EGONYU et al., 2005; HODDLE, 2010; TOMAR, et al., 2002). Em pimenta, inseticidas químicos são relatados reduzindo a severidade do ataque (DAVID et al., 1990), e várias espécies de parasitoides estão associadas ao gênero *Asphondylia* (MAIA; AZEVEDO, 2009).

2.6.2. Percevejos das vagens - *Riptortus clavatus* (Thunberg, 1783), *R. dentipes* (Fabricius, 1787), *R. serripes* (Fabricius, 1775) (Hemiptera: Alydidae)

O gênero *Riptortus* apresenta um complexo importante de espécies-praga na África e Ásia atacando plantas da família

Fabaceae. *R. clavatus* provavelmente é a mais estudada e considerada junto com *Piezodorus hybneri* (Gmelin, 1789) (Hemiptera: Pentatomidae) as principais pragas de sementes de soja no Japão (WADA et al., 2006). Outra espécie, *R. dentipes*, é considerada uma praga em feijão caupi [*Vigna unguiculata* (L.) Walp.], feijão e soja na África e Ásia. Em alguns países africanos, a importância dessa espécie como praga da soja supera a dos percevejos da família Pentatomidae (mais detalhes, Capítulo 5), que são os mais importantes em nosso país (PANIZZI et al., 2000). O representante dessa família, no Brasil, é a espécie *Neomegalotomus parvus* (Westwood, 1842), sendo encontrado com frequência em lavouras de soja, mas normalmente não necessita de controle químico, provavelmente por escape da cultura (SANTOS; PANIZZI, 1998).

Plantas hospedeiras

As plantas hospedeiras desse gênero pertencem à família Fabaceae, principalmente dos gêneros *Glycines* e *Vigna* (PANIZZI et al., 2000) (Tabela 2).

Aspectos bioecológicos

As ninfas são mímicas de formigas na forma e no comportamento, podendo ser identificadas através do aparelho bucal. Os adultos são cilíndricos, de coloração marrom-escura, com linhas ventrais amarelo-claras características da espécie (CHANTHY et al., 2010; PANIZZI, et al., 2000; RANGA RAO; SHANANOWER, 1999). Os danos ocorrem nas vagens, que são atacadas na época de formação, afetando negativamente seu enchimento e formando sementes estéreis.

Manejo de percevejos das vagens

Medidas de controle para espécies de *Riptortus* incluem o uso de inseticidas de amplo espectro. No Japão, o controle biológico natural de *R. clavatus* com o parasitoide de ovos *Ooencyrtus nezarae* Ishiii, 1928 (Hymenoptera: Encyrtidae) é responsável por

até 70% de parasitismo, dependendo do local onde a praga deposita a postura (TAKASU et al., 1998).

3. CONSIDERAÇÕES FINAIS

É inegável que o fluxo de pessoas e mercadorias agrícolas continuará a crescer, e com ele os riscos de novas introduções de insetos-praga crescem exponencialmente. Entretanto, a simples entrada de um organismo exótico em um país não significa que terá sucesso na ocupação do novo território. Vários fatores afetam o estabelecimento de um inseto-praga em uma nova região. A disponibilidade de hospedeiros, o sistema agrícola explorado, os competidores diretos, a existência de inimigos naturais, as condições climáticas, como temperatura, umidade e pluviosidade, e a proximidade geográfica com outras regiões já ocupadas somados podem influenciar no estabelecimento de uma nova praga.

O Brasil apresenta uma vasta extensão territorial, e a soja é semeada em praticamente todas as latitudes do país. Assim, de Norte a Sul, uma miríade de ambientes é encontrada, com diferentes sistemas agrícolas, clima, solo e vegetação, tendo em comum a soja. Enquanto em algumas regiões o clima pode ser um limitador da ocupação de uma praga, em outras a ausência de hospedeiros alternativos o será; ainda em outras, nem sempre a cultura mais afetada será a soja. Entretanto, em sistemas agrícolas, onde culturas se sucedem, como a soja e o milho, por exemplo, a introdução e o estabelecimento de algumas pragas podem ser problemáticos ao conjunto de espécies de plantas do sistema produtivo.

4. REFERÊNCIAS

- ABATE, T.; AMPOFO, J.K.O. Insect pests of beans in Africa: their ecology and management. **Annual Review of Entomology**, v. 41, p. 45-73, 1996.
- ABE, Y.; NAKAMURA, T.; INOUE, H. Exploitation of Fabaceae plants by the Mexican bean beetle *Epilachna varivestis* (Coleoptera: Coccinellidae) in Japan. **Applied Entomology and Zoology**, v. 35, p. 81-85, 2000.

ALI, A.; CHOUDHORY, R.A.; AHMAD, Z.; RAHMAN, F.; KHAN, F.R.; AHMAD, S.K. Some biological characteristics of *Helicoverpa armigera* on chickpea. **Tunisian Journal of Plant Protection**, v. 4, p. 99-106, 2009.

ÁVILA, C.J.; PARRA, J.R.P. Leaf consumption by *Diabrotica speciosa* (Coleoptera: Chrysomelidae) adults on different host plants. **Scientia Agricola**, v. 60, p. 789-792, 2003.

BRADSHAW, J.; RICE, M.; HILL, J.H. No-choice preference of *Cerotoma trifurcata* (Coleoptera: Chrysomelidae) to potential host plants of *Bean pod mottle virus* (Comoviridae) in Iowa. **Journal Economic Entomology**, v. 100, p. 808-814, 2007.

BREWER, M.J.; OSWALD, C.J. II. **Mexican bean beetle: *Epilachna varivestis***. Laramie: University of Wyoming. 1995. 4 p. (University of Wyoming. Bulletin 1013.19). Disponível em: <<http://www.wyomingextension.org/agpubs/pubs/>>. Acesso em: 02 de fev. de 2012.

BURROWS, M.E.L.; BOERBOOM, C.M.; GASKA, J.M.; GRAU, C.R. The relationship between *Aphis glycines* and *Soybean mosaic virus* incidence in different pest management systems. **Plant Disease**, v. 89, p. 926-934, 2005.

BYABAGAMBI, S.; KYAMANYWA, S.; OGenga-LATIGO, M.W. Effect of fertilizer and mulching on bean infestation and damage by bean fly. **African Crop Science Journal**, v. 7, p. 599-604, 1999.

CAMPBELL, F.T. The science of risk assessment for phytosanitary regulation and the impact of changing trade regulations. **BioScience**, v. 51, p. 148-153, 2001.

CAMPBELL, L.A.; MEINKE, L.J. Seasonality and adult habitat use by four *Diabrotica* species at prairie-corn interfaces. **Environmental Entomology**, v. 35, p. 922-936, 2006.

CAMPBELL, W.V.; VAN DUYN, J.W. Cultural and chemical control of *Dectes texanus texanus* on soybean. **Journal of Economic Entomology**, v. 70, p. 256-258, 1977.

CHANTHY, P.; BELFIELD, S.; MARTIN, R. **Insects of upland crops in Cambodia**. ACIAR Camberra: Australian Centre for International Agricultural Research, 2010. 132 p. (Monography n. 143).

CHIANG, H.S.; NORRIS, D.M. Morphological and physiological parameters of soybean resistance to agromyzid beanflies. **Environmental Entomology**, v. 12, p. 260-265, 1983.

CIOSI, M.; TOEPFER, S.; LI, H.; HAYE, T.; KUHLMANN, U.; WANG, T.; SIEGFRIED, B.; GUILLEMAUD, T. European populations of *Diabrotica virgifera virgifera* are resistant to aldrin, but not methyl parathion. **Journal of Applied Entomology**, v. 133, p. 307-314, 2009.

CLARK, A.J.; PERRY, K.L. Transmissibility of field isolates of soybean viruses by *Aphis glycines*. **Plant Disease**, v. 86, p. 1219-1222, 2002.

CLARK, T.L.; HIBBARD, B.E. Comparison of nonmaize hosts to support western corn rootworm (Coleoptera: Chrysomelidae) larval biology. **Environmental Entomology**, v. 33, p. 681-689, 2004.

COSTAMAGNA, A.C.; LANDIS, D.A. Quantifying predation on soybean aphid through direct field observations. **Biological Control**, v. 42, p. 16-24, 2007.

CROOK, D.J.; HOPPER, J.A.; RAMASWAMY, S.B.; HIGGINS, R.A. Courtship behavior of the soybean stem borer *Dectes texanus texanus* (Coleoptera: Cerambycidae): evidence for a female contact sex pheromone. **Annals of the Entomological Society of America**, v. 97, p. 600-604, 2004.

DAMSTEEGT, V.D.; STONE, A.L.; KUHLMANN, M.; GILDOW, F.E.; DOMIER, L.L.; SHERMAN, D.J.; TIAN, B.; SCHNEIDER, W.L. Acquisition and transmissibility of U.S. *Soybean dwarf virus* isolates by the soybean aphid, *Aphis glycines*. **Plant Disease**, v. 95, p. 945-950, 2011.

DAVID, P.M.M.; JAYASEKHAR, M.; NATARAJAN, S. Evaluation of insecticides and botanicals for the control of the flower gallmidge on chilli. **Madras Agricultural Journal**, v. 77, p. 249-252, 1990.

DAVIS, J.; RADCLIFFE, E.; RAGSDALE, D. Soybean aphid, *Aphis glycines* Matsumura, a new vector of potato virus Y in potato. **American Journal of Potato Research**, v. 82, p. 197-201, 2005.

DEMPEWOLF, M. **Arthropods of economic importance** - Agromysidae of the world. 2004. Disponível em: <<http://nlbif.eti.uva.nl/bis/agromyzidae.php?menuentry=inleiding>>. Acesso em: 12 jun 2009.

DONALDSON, J.R.; MYERS, S.W.; GRATTON, C. Density-dependent responses of soybean aphid (*Aphis glycines* Matsumura) populations to generalist predators in mid to late season soybean fields. **Biological Control**, v. 43, p. 111-118, 2007.

DUFFIELD, S.J.; CHAPPLE, D.G. Within-plant distribution of *Helicoverpa armigera* (Hubner) and *Helicoverpa punctigera* (Wallengren) (Lepidoptera: Noctuidae) eggs on irrigated soybean. **Australian Journal of Entomology**, v. 40, p. 151-157, 2001.

EGONYU, J.P.; KYAMANYWA, S.; ANYANGA, W.; SSEKABEMBE, C.K. Review of pests and diseases of sesame in Uganda. **African Crop Science Conference Proceedings**, v. 7, p. 1411-1416, 2005.

ELMORE, J.C. Hibernation and host-plant studies of the Mexican bean beetle in California. **Journal of Economic Entomology**, v. 42, p. 464-466, 1949.

EPPO. **Distribution maps of quarantine pests. *Helicoverpa armigera***. European and Mediterranean Plant Protection Organization, 2006. Disponível em: <http://www.eppo.org/QUARANTINE/insects/Helicoverpa_armigera/HELIAR_map.htm>. Acesso em: 04 set 2009.

FAN, Y.; GRODEN, E.; DRUMMOND, F.A. Temperature-dependent development of Mexican bean beetle (Coleoptera: Coccinellidae) under constant and variable temperatures. **Journal of Economic Entomology**, v. 85, p. 1762-1770, 1992.

FLETCHER, M.J.; DESBOROUGH, P. **The soybean aphid, *Aphis glycines*, present in Australia**. 2006. Disponível em: <http://www.eppo.org/QUARANTINE/insects/Helicoverpa_armigera/HELIAR_map.htm>. Acesso em: 08 jun 2009.

FOLLETT, P.A.; NEVEN, L.G. Current trends in quarantine entomology. **Annual Review of Entomology**, v. 51, p. 359-385, 2006.

FOX, T.; LANDIS, D.; CARDOSO, F.; DIFONZO, C. Impact of predation on establishment of the soybean aphid, *Aphis glycines* in soybean, *Glycine max*. **BioControl**, v. 50, p. 545-563, 2005.

FUJIYAMA, N.; KATAKURA, H.; SHIRAI, Y. Report of the Mexican bean beetle, *Epilachna varivestis* (Coleoptera: Coccinellidae) in Japan. **Applied Entomology and Zoology**, v. 33, p. 327-331, 1998.

GANDRADE, G.A.; KAPOOR, K.N.; GUJRATI, J.P. Biology, behavior, diapause and control of *Oberea brevis* Swed. (Coleoptera: Cerambycidae: Lamiinae) on soybeans in Madhya Pradesh, India. **Entomologist**, v. 104, p. 260-264, 1971.

GASSEN, D.K.; SCHNEIDER, S. Ocorrência de *Melanagromyza* sp. (Dip. Agromizidae) danificando soja no sul do Brasil. In: REUNIÃO DE PESQUISA DA SOJA DA REGIÃO SUL, 13., 1985, Porto Alegre. **Soja: resultados de pesquisa 1984-85**. Passo Fundo: EMBRAPA-CNPT, 1985. p. 108-109. (EMBRAPA-CNPT. Documentos, 2).

GIESLER, L.J.; GHABRIAL, S.A.; HUNT, T.E.; HILL, J.H. Bean pod mottle virus: a threat to U.S. soybean production. **Plant Disease**, v. 86, p. 1280-1289, 2002.

GRAY, M.E.; SAPPINGTON, T.W.; MILLER, N.J.; MOESER, J.; BOHN, M.O. Adaptation and invasiveness of western corn rootworm: Intensifying research on a worsening pest. **Annual Review of Entomology**, v. 54, p. 303-321, 2009.

GUNNING, R.V.; EASTON, C.S.; BALFE, M.E.; FERRIS, I.G. Pyrethroid resistance mechanisms in Australian *Helicoverpa armigera*. **Pesticide Science**, v. 33, p. 473-490, 1991.

HATCHETT, J.H.; DAUGHERTY, D.M.; ROBBINS, J.C.; BARRY, R.M.; HOUSER, E.C. Biology in Missouri of *Decotes texanus*, a new pest of soybean. **Annals of the Entomological Society of America**, v. 68, p. 209-213, 1975.

HESLER, L.S.; DASHIELL, K.E. Identification and characterization of new sources of resistance to *Aphis glycines* Matsumura (Hemiptera: Aphididae) in soybean lines. **Applied Entomology and Zoology**, v. 43, p. 197-206, 2008.

HESLER, L.S.; DASHIELL, K.E. Resistance to *Aphis glycines* (Hemiptera: Aphididae) in various soybean lines under controlled laboratory conditions. **Journal of Economic Entomology**, v. 100, p. 1464-1469, 2007.

HIRANO, K.; HONDA, K.; MIYAI, S. Effects of temperature on development, longevity and reproduction of the soybean aphid, *Aphis glycines* (Homoptera: Aphididae). **Applied Entomology and Zoology**, v. 31, p. 178-180, 1996.

HODDLE, M.S. First record of *Asphondylia websteri* (Diptera: Cecidomyiidae) infesting hass avocados. **Florida Entomologist**, v. 91, p. 501-503, 2010.

HOFFMANN-CAMPO, C.B.; OLIVEIRA, L.J.; MOSCARDI, F.; GAZZONI, D.L.; CORRÊA-FERREIRA, B.S.; LORINI, I.A.; BORGES, M.; PANIZZI, A.R.; SOSA-GOMEZ, D.R.; CORSO, I.C. Integrated pest management in Brazil. In: MAREDA, K.M.; DAKOUO, D.; MOTA-SANCHEZ, D. (Ed.). **Integrated pest management in the global arena**. Cambridge: CAB International, 2003. p. 285-299.

HOFFMANN-CAMPO, C.B.; SILVA, M.T.B. da; OLIVEIRA, L.J. **Aspectos biológicos e manejo integrado de *Sternechus subsignatus* na cultura da soja**. Londrina: Embrapa Soja/Cruz Alta: FUNDACEP-FECOTRIGO, 1999. 32 p. (Embrapa Soja. Circular Técnica, 22).

JADHAV, D.R.; ARMES, N.J. Comparative status of insecticide resistance in the *Helicoverpa* and *Heliothis* species (Lepidoptera: Noctuidae) of south India. **Bulletin of Entomological Research**, v. 86, p. 525-531, 1996.

JALLOW, M.F.A.; CUNNINGHAM, J.P.; ZALUCKI, M.P. Intra-specific variation for host plant use in *Helicoverpa armigera* (Hübner) (Lepidoptera: Noctuidae): implications for management. **Crop Protection**, v. 23, p. 955-964, 2004.

JOHNSON, K.D.; O'NEAL, M.E.; BRADSHAW, J.D.; RICE, M.E. Is preventative, concurrent management of the soybean aphid (Hemiptera: Aphididae) and bean leaf beetle (Coleoptera: Chrysomelidae) possible? **Journal of Economic Entomology**, v.101, p. 801-809, 2008.

JOHNSON, M.L.; ZALUCKI, M.P. Foraging behaviour of *Helicoverpa armigera* first instar larvae on crop plants of different developmental stages. **Journal of Applied Entomology**, v. 129, p. 239-245, 2005.

KALAYANASUNDARAM, M.; MURUGESAN, S. Yield loss assessment and economic injury level for the leaf miner *Aproaerema modicella* (Deventer) (Lepidoptera: Gelechiidae) on soyabean in India. **International Journal of Tropical Insect Science**, v. 10, p. 545-550, 1989.

KAPOOR, K.N.; GUJRATI, J.P.; GANGRADE, G.A. Parasites of *Oberea brevis* (Coleoptera: Lamiidae). **Annals of the Entomological Society of America**, v. 65, p. 755, 1972.

KENIS, M.; CUGALA, D. **Prospects for the biological control of the groundnut leaf miner, *Aproaerema modicella*, in Africa**, 2006. v. 1, 9 p. (CAB Reviews: Perspectives in Agriculture, Veterinary Science, Nutrition and Natural Resources).

KITAYAMA, K.; STINNER, R.E.; RABB, R.L. Effects of temperature, humidity, and soybean maturity on longevity and fecundity of the adult Mexican bean beetle, *Epilachna varivestis*. **Environmental Entomology**, v. 8, p. 458-464, 1979.

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

LAM, W.-K.F.; PEDIGO, L.P. Effect of trichome density on soybean pod feeding by adult bean leaf beetles (Coleoptera: Chrysomelidae). **Journal of Economic Entomology**, v. 94, p. 1459-1463, 2001.

LETOURNEAU, D.K. Associational susceptibility: effects of cropping pattern and fertilizer on Malawian bean fly levels. **Ecological Applications**, v. 5, p. 823-829, 1995.

LEVINE, E.; OLOUMI-SADEGHI, H.; FISHER, J.R. Discovery of multiyear diapause in Illinois and South Dakota northern corn rootworm (Coleoptera: Chrysomelidae) eggs and incidence of the prolonged diapause trait in Illinois. **Journal Economic Entomology**, v. 85, p. 262-267, 1992.

LEVINE, E.; SPENCER, J.L.; ISARD, S.A.; ONSTAD, D.W.; GRAY, M.E. Adaptation of western corn rootworm to crop rotation: evolution of a new strain in response to a management practice. **American Entomologist**, v. 48, p. 94-107, 2002.

LINK, D.; HATSCHBACH, M.; LINK, F.M. Mosca da haste da soja: ocorrência e dano. In: REUNIÃO DE PESQUISA DE SOJA DA REGIÃO SUL, 37., 2009, Porto Alegre. **Resumos expandidos...** Porto Alegre, UFRS, 2009. p. 135-137.

LIU, J.; WU, K.; HOPPER, K.R.; ZHAO, K. Population dynamics of *Aphis glycines* (Homoptera: Aphididae) and its natural enemies in soybean in Northern China. **Annals of the Entomological Society of America**, v. 97, p. 235-239, 2004.

LIU, Z.; GONG, P.; LI, D.; WEI, W. Pupal diapause of *Helicoverpa armigera* (Hubner) (Lepidoptera: Noctuidae) mediated by larval host plants: pupal weight is important. **Journal of Insect Physiology**, v. 56, p. 1863-1870, 2010.

MABRY, T.R.; SPENCER, J.L.; LEVINE, E.; ISARD, S.A. western corn rootworm (Coleoptera: Chrysomelidae) behavior is affected by alternating diets of corn and soybean. **Environmental Entomology**, v. 33, p. 860-871, 2004.

MACK, R.N.; CHAIR, D.S.W.; LONSDALE, M.; EVANS, H.; CLOUT, M.; BAZZAZ, F. Biotic invasions: causes, epidemiology, global consequences and control. **Ecological Application**, v. 10, p. 1-20, 2000.

MAIA, V.C.; AZEVEDO, M.A.P. Micro-himenópteros associados com galhas de Cecidomyiidae (Diptera) em Restingas do Estado do Rio de Janeiro (Brasil). **Biota Neotropical**, v. 9, n. 2, 2009. Disponível em <http://www.scielo.br/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1676-06032009000200015&lng=en&nrm=iso>. Acessado em 4 Abril de 2012.

MCCORNACK, B.P.; RAGSDALE, D.W.; VENETTE, R.C. Demography of soybean aphid (Homoptera: Aphididae) at summer temperatures. **Journal of Economic Entomology**, v. 97, p. 854-861, 2004.

MICHAUD, J.P.; GRANT, A.K. The biology and behavior of the longhorned beetle, *Dectes texanus* on sunflower and soybean. **Journal of Insect Science**, v. 5, p. 25-40, 2005.

MYERS, S.W.; HOGG, D.B.; WEDBERG, J.L. Determining the optimal timing of foliar insecticide applications for control of soybean aphid (Hemiptera: Aphididae) on soybean. **Journal of Economic Entomology**, v. 98, p. 2006-2012, 2005.

NARANJO, S.E. Flight orientation of *Diabrotica virgifera virgifera* and *D. barberi* (Coleoptera: Chrysomelidae) at habitat interfaces. **Annals Entomological Society of America**, v. 87, p. 383-394, 1994.

NASERI, B.; FATHIPOUR, Y.; MOHARRAMPOUR, S.; HOSSEININAVEH, V. Comparative life history and fecundity of *Helicoverpa armigera* (Hubner) (Lepidoptera: Noctuidae) on different soybean varieties **Entomological Science**, v. 12, p. 147-154, 2009.

NIELSEN, C.; HAJEK, A.E. Control of invasive soybean aphid, *Aphis glycines* (Hemiptera: Aphididae), populations by existing natural enemies in New York State, with emphasis on entomopathogenic fungi. **Environmental Entomology**, v. 34, p. 1036-1047, 2005.

NIIDE, T.; BOWLING, R.D.; PENDLETON, B.B. Morphometric and mating compatibility of *Dectes texanus texanus* (Coleoptera: Cerambycidae) from soybean and sunflower. **Journal of Economic Entomology**, v. 99, p. 48-53, 2006.

- PANIZZI, A.R.; SCHAEFER, C.W.; NATUHARA, Y. Broad-headed bugs (Alydidae). In: SCHAEFER, C.W.; PANIZZI, A.R. **Heteroptera of economic importance**. Boca Raton: CRS, 2000. p. 321-336.
- PATTERSON, D.T.; WESTBROOK, J.K.; JOYCE, R.J.V.; LINGREN, P.D.; ROGASIK, J. Weeds, insects, and diseases. **Climatic Change**, v. 43, p. 711-727, 1999.
- RAGSDALE, D.W.; VOGTLIN, D.J.; O'NEIL, R.J. Soybean aphid biology in North America. **Annals of the Entomological Society of America**, v. 97, p. 204-208, 2004.
- RAJESH, P.; DEEPESH, S. Changing host preference of *Obereopsis brevis* (Swed.) as a new pest of sunflower in India. **Journal of Entomological Research**, v. 21, p. 195-196, 1997.
- RANGA RAO, G.V.; SHANANOWER, T.G. **Identification and management of pigeonpea and chickpea insect pests in Asia**. India: International Crops Research Institute for the Semi- Arid Tropics, 1999. 99 p. (Information Bulletin no. 57)
- RIEDEL, W.E.; LUNDGREN, J.G.; OSBORNE, S.L.; PIKUL JR., J.L. Effects of soil nitrogen management on soybean nitrogen relations and bean leaf beetle (Coleoptera: Chrysomelidae) biology. **Journal of Agricultural and Urban Entomology**, v. 22, p. 181-190, 2005.
- ROGERS, C.E. Cerambycid pests of sunflower: distribution and behavior in the Southern Plains. **Environmental Entomology**, v. 6, p. 833-838, 1977.
- SANCHEZ-ARROYO, H. **Mexican bean beetle, *Epilachna varivestis* Mulsant (Insecta: Coleoptera: Coccinellidae)**. Gainesville: Florida of University, 1997. 6 p. (Florida of University EENY-015). Disponível em: <<http://entomology.ifas.ufl.edu/creatures>>.
- SANTOS, C.H.; PANIZZI, A.R. Danos qualitativos causados por *Neomegalotomus parvus* (Westwood) em sementes de soja. **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, v. 27, p. 387-393, 1998.
- SHANOWER, T.G.; WIGHTMAN, J.A.; GUTIERREZ, A.P. Biology and control of the groundnut leafminer, *Aproaerema modicella* (Deventer) (Lepidoptera: Gelechiidae). **Crop Protection**, v. 12, p. 3-10, 1993.
- SHIRAI, Y.; YARA, K. Potential distribution area of the Mexican bean beetle, *Epilachna varivestis* (Coleoptera: Coccinellidae) in Japan, estimated from its high-temperature tolerance. **Applied Entomology and Zoology**, v. 36, p. 409-417, 2001.
- SHIRALE, D.; BIDGIRE, U. Susceptibility of different soybean cultivars against leaf miner, *Aproaerema modicella* Deventer. **Karnataka Journal of Agricultural Science**, v. 23, p. 97-98, 2010.

- SPENCER, J.L.; HIBBARD, B.E.; MOESER, J.; ONSTAD, D.W. Behaviour and ecology of the western corn rootworm (*Diabrotica virgifera virgifera* LeConte). **Agricultural and Forest Entomology**, v. 11, p. 9-27, 2009.
- TAKAHASHI, S.; INAZUMI, M.; KAWAKAMI, K. Life cycle of the soyabean aphid *Aphis glycines* Matsumura in Japan. **Japanese Journal of Applied Entomology and Zoology**, v. 37, p. 207-212, 1993.
- TAKASU, K.; HIROSE, Y.; TAKAGO, M. Occasional interspecific competition and within-plant micro-habitat preference in egg parasitoids of the bean bug. **Applied Entomology and Zoology**, v. 26, p. 279-287, 1998.
- TALEKAR, N.S. The bean fly pest complex of snap beans in the tropics. In: HENRY, G.; JANSSEN, W. **Snap beans in the developing world**. Cali, Colombia: Centro Internacional de Agricultura Tropical (CIAT), 1992. p. 127-156.
- TALEKAR, N.S.; CHEN, B.S. **The beanfly pest complex of tropical soybean**. In: International Symposium on Soybean. Tsukuba, Japan, 1983. p. 257-271.
- TALEKAR, N.S.; OPEÑA, R.T.; HANSON, P. *Helicoverpa armigera* management: A review of AVRDC's research on host plant resistance in tomato. **Crop Protection**, v. 25, p. 461-467, 2006.
- TENG, H.; VADDILL, V.; SLANSKY, F.; STRAYER, J. Performance and host preference of adult banded cucumber beetles, *Diabrotica balteata* when offered several crops. **Journal of Agricultural Entomology**, v. 1, p. 330-338, 1984.
- TOMAR, R.K.S.; YADAV, H.S.; AGARWAL, R.K. Tolerance in chili cultivars to gall midge, *Asphondylia capsici* Barnes (Diptera: Cecidomyiidae). **Journal of Entomological Research**, v. 26, p. 63-65, 2002.
- TOUGOU, D.; MUSOLIN, D.L.; FUJISAKI, K. Some like it hot! Rapid climate change promotes changes in distribution ranges of *Nezara viridula* and *Nezara antennata* in Japan. **Entomologia Experimentalis et Applicata**, v. 130, p. 249-258, 2009.
- TRUMBLE, J.T.; BUTLER, C.D. Climate change will exacerbate California's insect pest problems. **California Agriculture**, v. 63, p. 73-78, 2009.
- TURNIPSEED, S.G.; KOGAN, M. Integrated control of insect pests. In: WILCOX, J.R. **Soybeans: improvement, production and uses**. 2.ed. Madison: ASA/CSSA/SSSA, 1987. p. 779-817.
- TURNIPSEED, S.G.; KOGAN, M. Soybean Entomology. **Annual Review of Entomology**, v. 21, p. 247-282, 1976.
- UECHI, N.; YUKAWA, J.; USUBA, S. Discovery of an additional winter horst of the soybean pod gall midge, *Asphondylia yushimai* (Diptera: Cecidomyiidae) in Japan. **Applied Entomology and Zoology**, v. 40, p. 597-607, 2005.

UECHI, N.; YUKAWA, J.; YAMAGUCHI, D. Host alternation by gall midges of the genus *Asphondylia* (Diptera: Cecidomyiidae). **Bishop Museum Bulletin in Entomology**, v. 12, p. 53-66, 2004.

VAN DER WALT, A.; DU PLESSIS, H.; VAN DEN BERG, J. Infestation of groundnut by the groundnut leafminer, *Aproaerema modicella* (Deventer) (Lepidoptera: Gelechiidae) and rates of parasitization of this pest in South Africa. **Crop Protection**, v. 28, p. 53-56, 2009.

VOEGTLIN, D.J.; O'NEIL, R.J.; GRAVES, W.R. Tests of suitability of overwintering hosts of *Aphis glycines*: Identification of a new host association with *Rhamnus alnifolia* L'Héritier. **Annals of the Entomological Society of America**, v. 97, p. 233-234, 2004.

WADA, T.; ENDO, N.; TAKAHASHI, M. Reducing seed damage by soybean bugs by growing small-seeded soybeans and delaying sowing time. **Crop Protection**, v. 25, p. 726-731, 2006.

WALSH, G.C. Host range and reproductive traits of *Diabrotica speciosa* (Germar) and *Diabrotica viridula* (F.) (Coleoptera: Chrysomelidae), two species of South American pest rootworms, with notes on other species of Diabroticina. **Environmental Entomology**, v. 32, p. 276-285, 2003.

WANG, D.; ZHANG, C.-X. *Helicoverpa armigera* nucleopolyhedrovirus ORF80 encode a late, nonstructural protein. **Journal of Biochemistry and Molecular Biology**, v. 40, p. 65-71, 2007.

WANG, J.; GAI, J. Mixed inheritance model for resistance to agromyzid beanfly (*Melanagromyza sojae* Zehntner) in soybean. **Euphytica**, v. 122, p. 9-18, 2001.

WU, Z.; SCHENK-HAMLIN, D.; ZHAN, W.; RAGSDALE, D.W.; HEIMPEL, G.E. The soybean aphid in China: A historical review. **Annals of the Entomological Society of America**, v. 97, p. 209-218, 2004.

YUKAWA, J.; UECHI, N.; HORIKIRI, M.; TUDA, M. Description of the soybean pod gall midge, *Asphondylia yushimai* sp. n. (Diptera: Cecidomyiidae), a major pest of soybean and findings of host alternation. **Bulletin of Entomological Research**, v. 93, p. 73-86, 2003.

ZHU, K.Y.; WILDE, G.E.; HIGGINS, R.A.; SLODERBECK, P.E.; BUSCHMAN, L.L.; SHUFRAN, R.A.; WHITWORTH, R.J.; STARKEY, S.R.; HE, F. Evidence of evolving carbaryl resistance in western corn rootworm (Coleoptera: Chrysomelidae) in areawide-managed cornfields in North Central Kansas. **Journal of Economic Entomology**, v. 94, p. 929-934, 2001.