

14. Principais pragas em viveiros de mudas de eucalipto

DALVA LUIZ DE QUEIROZ¹, EVERTON PIRES SOLIMAN² & DANIEL BURCKHARDT³

¹EMBRAPA Florestas, Estrada da Ribeira, Km 111 Bairro Guaraituba Caixa Postal: 319, CEP 83411-000, Colombo, Paraná, dalva.queiroz@embrapa.br

²Suzano Papel e Celulose, Proteção Florestal, Av. José Lembo, 1010, Bairro Jardim Bela Vista, CEP 18207-780, Itapetininga, São Paulo, Brasil. epsoliman@suzano.com.br

³Naturhistorisches Museum, Augustinergasse 2, 4001 Basel, Suíça, daniel.burckhardt@bs.ch

INTRODUÇÃO

A qualidade sanitária da plantação florestal deve ser mantida desde a fase de produção de mudas. O bom manejo do viveiro e o controle de pragas e doenças garantem uma maior sobrevivência e qualidade das mudas, o que certamente melhora o rendimento do empreendimento florestal.

Vários insetos podem estar associados ao eucalipto na fase de mudas no viveiro. Alguns deles são generalistas e atacam diversas culturas. Insetos como formigas-cortadeiras e cupins atacam o eucalipto em diferentes estágios de desenvolvimento, desde o viveiro até a colheita. Entretanto, com a modernização dos viveiros, principalmente com o uso de tubetes, mudas suspensas e boas práticas de manejo, estes insetos deixaram de ser problema em viveiro, passando a ser tratados como pragas de campo.

Os principais insetos que causam problemas em viveiros são grilos, lagartas, moscas-das-raízes e paquinhas. Psilídeos, pulgões, cochonilhas e vespas-de-galha também podem causar danos em viveiros, principalmente em jardins clonais de eucalipto.

Os psilídeos são insetos da ordem Hemiptera superfamília Psylloidea. Esta superfamília foi revisada recentemente passando a conter 8 famílias (Burckhardt & Ouvrard, 2012). Com esta nova classificação, os psilídeos do eucalipto introduzidos no Brasil (que eram da família Psyllidae) passaram para a família Aphalaridae (Burckhardt & Queiroz, 2012). No Brasil, os psilídeos que causam danos aos ponteiros do eucalipto em viveiros e plantas novas são: *Blastopsylla*

occidentalis Taylor, 1985, *Ctenarytaina eucalypti* (Maskell, 1980) e *Ctenarytaina spatulata* Taylor, 1997.

A vespa-de-galha – *Leptocybe invasa* Fisher & La Salle, 2004 (Hymenoptera: Eulophidae) é um inseto de origem Australiana que tem se dispersado por vários países do Mediterrâneo, África e América (Mendel et al., 2004; Costa et al. 2008; Garlet et. al., 2013; Rinaldi et al., 2013).

Psilídeos e vespa-de-galha serão abordados de forma mais completa em capítulos específicos. As demais pragas serão aqui tratadas, com detalhes da descrição, ciclo de vida, sintomas, danos nas plantas e medidas de controle.

MOSCA-BRANCA (Hemiptera: Aleyrodidae)

IDENTIFICAÇÃO E BIOLOGIA

São hemípteros pequenos, com quatro asas membranosas, na fase adulta, recobertas com substância pulverulenta, de onde vem o nome comum de moscas-brancas (Figura 1). Os ovos são pedunculados e ficam como as ninfas, presos a face inferior das folhas, envolvidos (ou não) numa cera branca (Gallo et al., 2002). A caracterização destes insetos é feita principalmente pela última forma jovem ou “pupário”, isso porque os aleirodídeos adultos não apresentam bons caracteres diferenciais e são mais difíceis de serem encontrados (Costa Lima, 1942). Mundialmente, existem cerca de 1,6 mil espécies todas classificadas dentro de uma única família (Aleyrodidae) (Gullan & Martin, 2003), sendo que várias delas são citadas em eucalipto. Quatro destas espécies ocorrem no Brasil, mas apenas duas foram aqui observadas em eucalipto (*Bemisia tabaci* (Gennadius, 1889) e *Dialeurodicus tessellatus* Quaintance & Baker, 1913).

Os ovos dos aleurodídeos são ovoides e têm pedicelo. Podem ficar dispersos na planta ou colocados em um padrão distinto, como, por exemplo, formando uma espiral. A ninfa de primeiro ínstar tem pernas desenvolvidas e é o único ínstar imaturo móvel. Nos demais ínstars, as pernas são atrofiadas. O quarto estágio também é conhecido como “puparium” ou “caixa pupal”. É dentro do puparium que o adulto vai se desenvolver e de onde irá emergir mais tarde. As formas imaturas das moscas-brancas podem ser confundidas com cochonilhas, mas elas podem ser distinguidas das cochonilhas e outros insetos sugado-

res parecidos pela presença de estruturas subapicais abdominais como o orifício vasiforme formado por um opérculo e uma lígula. Ninfas e pupas de algumas espécies possuem franja ou são cobertas com diversos tipos e formas de cera, enquanto outras são desprovidas de cera (Costa Lima, 1942).



Figura 1. Infestação de mosca-branca.

Os adultos são insetos pequenos de 2 a 3 mm de comprimento. O corpo é pálido, parcialmente ou totalmente pigmentado. Os dois pares de asas têm a venação reduzida e são cobertos com cera branca pulverulenta. As asas são de cor completamente pálida ou com manchas marrons ou castanhas acinzentado com manchas pálidas, algumas espécies têm um padrão de pigmentos avermelhado. O corpo é completamente coberto por pequenas espínulas. As antenas são alongadas e tem sete segmentos. Os olhos compostos são completamente divididos numa região dorsal e ventral ou estão ligados por um omatídio. As peças bucais são alongadas e desenvolvidas para morder e sugar tecidos vegetais, assim como ancorar as peças bucais nos tecidos da planta (USDA, 2008b; Rosell et al., 1995). Os adultos de ambos os sexos são parecidos. As moscas-brancas geralmente reproduzem-se por via sexual e são ovíparas, não é rara, porém, a partenogênese (Costa Lima, 1942).

Os ovos são inseridos entre os estomas da planta ou num corte superficial das folhas feito com o ovipositor (USDA, 2008b). Os aleirodídeos possuem seis fases da vida - o ovo, quatro estágios de ninfa e adulto. A duração do desenvolvimento embrionário varia de acordo com a espécie e hospedeiro. Por exemplo, para *B. tabaci* o tempo de desenvolvimento de ovo a adulto pode variar 15 a 70 dias dependentes da temperatura e planta hospedeira. Este inseto desenvolve-se numa faixa de temperatura que varia de 10 a 32 °C, mas 27 °C parece ser a temperatura ótima. Sob condições controladas, em algodão, a praga completa seu desenvolvimento em 17 dias à temperatura de 30 °C. Em condições de campo o ciclo varia entre 25 a 50 dias, com gerações sobrepostas durante todo o ano (Mau & Kessing, 2007). As ninfas recém eclodidas podem migrar para partes mais ou menos distantes dos lugares em que nasceram, fixando-se nas folhas, mediante a implantação do aparelho bucal (USDA, 2008b).

IMPORTÂNCIA ECONÔMICA

As moscas-brancas são prejudiciais pelos danos diretos da alimentação e indiretos, por serem transmissores de muitas doenças virais (USDA, 2008b). São polípagas e utilizam como hospedeiros mais de 500 espécies de vegetais para se alimentar (Haji et al., 2004). O dano direto pela alimentação é causado pela perfuração e sucção de seiva de folhas por estágios imaturos e adultos. A maioria dos danos relacionados à alimentação é feita pelas primeiras três fases ninfais. Esta alimentação causa queda prematura das folhas. Danos diretos pela alimentação, mesmo durante fortes infestações, normalmente são insuficientes para matar as plantas (USDA, 2008b).

Danos indiretos são provocados pela acumulação de material floculoso branco produzido pelos aleurodídeos. Da mesma forma que outros insetos que produzem honeydew, como os pulgões, esta secreção doce é utilizada por outros insetos como abelhas, vespas, formigas e outros, que por sua vez, podem oferecer proteção aos aleurodídeos. Nesta secreção, também pode crescer fumagina, dando um aspecto enegrecido à folha, diminuindo a atividade fotossintética, o vigor e o valor no mercado.

Outro dano indireto, é a capacidade deste inseto para atuar como um vetor de doenças vegetais. Uma pequena população de aleurodídeos é suficiente para causar danos consideráveis. Vírus de plantas transmitidos por aleurodídeos causam mais de 40 doenças em espécies vegetais e culturas em todo o mundo.

Entre as mais de duas mil espécies de aleurodideos do mundo, apenas três são reconhecidas como vetores de vírus de plantas. Aleurodideos transmissores de doenças de plantas têm aumentado em prevalência e distribuição. O impacto tem sido devastador, podendo causar perdas no rendimento, variando de 20 % a 100 %, dependendo da cultura, época e a prevalência do inseto (Kessing & Mau, 1993). Não há relatos de transmissão de viroses em eucaliptos.

MANEJO

O controle químico convencional da mosca-branca é difícil de alcançar devido à distribuição das formas imaturas principalmente na parte inferior das folhas. A diversidade das plantas hospedeiras cultivadas e plantas daninhas atacadas contribui como fonte de infestação. Um número grande de inseticidas controlou efetivamente esta praga no passado, mas a resistência tem se desenvolvido rapidamente. Vários novos produtos, incluindo sistêmicos, reguladores de crescimento e piretroides, parecem promissores, no entanto, os fenômenos de resistência sugerem que a sua eficácia terá uma duração limitada.

Os óleos têm sido usados como inseticidas, acaricidas ou como aditivos. Eles são considerados como venenos físicos que interferem com a respiração em artrópodes, embora alguns óleos vegetais podem conter substâncias tóxicas. Ambos os óleos à base de petróleo e derivados de plantas têm sido relatados eficaz contra todas as fases. Sabões e detergentes são ativos contra todas as fases da vida, exceto ovos. Extratos botânicos de nim-indiano (*Azadirachta indica*) e tabaco são altamente tóxicos para ninfas (Mau & Kessing, 1992).

PULGÃO

Toxoptera aurantii (Boyer De Fonscolombe, 1841) (Hemiptera: Aphididae) (piolho-negro-dos-citros, pulgão-preto-dos-citros, pulgão-da-laranjeira, pulgão-negro-dos-citros)

IDENTIFICAÇÃO E BIOLOGIA

É um inseto de distribuição cosmopolita, associados com cítricos. Em regiões tropicais, a espécie é polífaga, atacando café, chá, fruta-do-conde,

manga e outras culturas. No Brasil, existem registros desta espécie nos estados de Bahia, Espírito Santo, Paraná, Rio Grande do Sul e São Paulo (Costa Lima, 1942). Em eucalipto, a espécie já foi observada no Paraná associada a mudas de *Eucalyptus benthamii*, *Eucalyptus camaldulensis* e *Eucalyptus dunnii*.

Adultos possuem aproximadamente 3 mm de comprimento, com asas e corpo pretos ou marrom-pretos, com sifúnculo e cauda pretas. Os segmentos antenais III, IV e V são claros com ápices escuros. As asas são caracterizadas pela sua veia média que se curva uma vez só. Adultos sem asas são similares aos adultos com asas, porém de tamanho menor (2 mm) (HYPPZ, 2009).

Cada fêmea produz de 50 até 70 ninfas, por partenogênese. Aproximadamente 30 gerações se sobrepõem durante ano. As colônias desenvolvem-se, preferencialmente, no lado inferior da folha ou em brotos e botões florais. A temperatura ótima para o desenvolvimento desta espécie é de 20 °C até 25 °C (Hyppz, 2009).

IMPORTÂNCIA ECONÔMICA

Essa espécie suga seiva e enfraquece o tecido atacado. Excreta uma substância açucarada (*honeydew*) que se acumula sobre folhas e brotos, atraindo formigas e propiciando o desenvolvimento de fungos formadores de fumagina.

Atacam uma grande variedade de plantas arbustivas e arbóreas infestando a parte terminal dos brotos e inflorescências e também pedúnculos de flores e frutos. As mudas atacadas diminuem o crescimento, encarquilham e ficam mais susceptíveis a doenças fúngicas.

Apesar de ter relatos de sua ocorrência em diversas espécies de eucaliptos, não há descrição de seus danos nesta planta.

MANEJO

Vários inimigos naturais mantêm esta praga sob controle. Às vezes são tão efetivos que o uso de inseticidas é desnecessário. Por exemplo, no Havaí são usados os predadores *Allograpta obliqua* (Say) (Diptera, Syrphidae), *Chrysopa basalis* Walker, *C. microphyta* McLachlan (Neuroptera, Chrysopidae), *Coleophora inaequalis* (Fabricius) e *Apolinus lividigaster* (Mulsant) (Coleoptera,

Coccinellidae). Entre os parasitoides, são citadas as espécies *Aphelinus semiflavus* Howard (Hymenoptera, Aphelinidae) e *Lysiphlebus testaceipes* (Cresson) (Hymenoptera, Braconidae). Existem muitos outros predadores e parasitoides para esta praga no mundo. Também pode ser usado um fungo entomopatogênico: *Acrostalagmus albus* Preuss (Ascomycota, Hypocreaceae) (Mau & Kessing, 1992).

COCHONILHAS

IDENTIFICAÇÃO E BIOLOGIA

São denominados cochonilhas pequenos insetos pertencentes à superfamília Coccoidea. Eles têm aspecto bastante diferente de outros insetos e são muito importantes, devido às grandes perdas que proporcionam em cultivos agrícolas. No entanto, apesar de muitas cochonilhas serem consideradas pragas, algumas espécies destacam-se na produção de verniz (*Llaveia axin* (Llave)), laca (*Kerria lacca* (Kerr)), cera e medicamentos (*Ceroplastes ceriferus* (Fabricius)) e corante carmim (*Dactylopius coccus* Costa) (Aki et al., 2009).

As espécies de cochonilhas podem ter aparência muito distintas umas das outras. Elas podem ser algodonosas, de cor branca e aspecto farinhento, ou cerosas, de colorações variadas, como laranja, vermelho, verde, marrom, perolado, cinza, etc. As formas também são variadas, como cabeças de prego, conchas de ostras, bolinhas, escamas, etc. (Aki et al., 2009). Vinte e sete espécies de cochonilhas já foram registradas em plantas de eucalipto em todo o mundo (Tabela 1).

As fêmeas são imóveis e possuem aparelho bucal sugador muito desenvolvido, capaz de sugar a seiva diretamente do sistema vascular das plantas. Após a fixação, elas produzem cera, que forma a carapaça, recobrando seu corpo como um escudo e que serve de proteção contra inimigos naturais e inseticidas. Os machos adultos são muito diferentes das fêmeas e têm vida efêmera, durando cerca de dois dias. Eles nunca se alimentam, possuem asas, filamentos de cauda e se assemelham a pequenos mosquitos ou moscas (Aki et al., 2009).

Tabela 2. Espécies de cochonilhas presentes no Brasil, com registro de ataque em *Eucalyptus* spp.

Espécie	Hospedeiro	Local *	Referência
<i>Acutaspispaulista</i> (Hempel, 1900)	<i>E. microris</i>	Argentina	Zamudio & Claps, 2005
<i>Aonidiella aurantii</i> (Maskell, 1879)	<i>Eucalyptus</i> spp.	-----	Watson, 2005
<i>Aspidiotus nerii</i> Bouche, 1833	<i>Eucalyptus</i> spp.	-----	Watson, 2005
<i>Ceroplastes grandis</i> Hempel, 1900	<i>Eucalyptus</i> spp., <i>E. viminalis</i>	-----	Silva et al., 1968
<i>Chrysomphalus aonidium</i> (Linnaeus, 1758)	<i>Eucalyptus</i> spp., <i>E. globulus</i>	-----	USDA, 2007
<i>Chrysomphalus dictyospermi</i> (Morgan, 1889)	<i>Eucalyptus</i> spp., <i>E. cinerifolia</i> , <i>E. corynocali</i> , <i>E. gunni</i>	-----	USDA, 2007
<i>Coccus hesperidum</i> Linnaeus, 1758	<i>Eucalyptus</i> spp.	Egito	Ibrahim & Serag, 2009
<i>Coccus viridis</i> (Green, 1889)	<i>Eucalyptus</i> spp.	Rep. Dominicana	Gill & Nakahara, 1977
<i>Crypticerya brasiliensis</i> (Hempel, 1900)	<i>Eucalyptus</i> spp.	-----	Silva et al., 1968
<i>Fiorinia fioriniae</i> (Targioni Tozzetti, 1867)	<i>Eucalyptus</i> spp.	-----	Watson, 2005
<i>Hemiberlesia camarana</i> (Seabra, 1922)	<i>E. tereticornis</i>	-----	Silva et al., 1968
<i>Hemiberlesia lataniae</i> (Signoret, 1869)	<i>Eucalyptus</i> spp.	-----	Watson, 2005
<i>Hemiberlesia palmae</i> (Cockerell, 1897)	<i>E. tereticornis</i>	-----	Silva et al., 1968
<i>Hemiberlesia rapax</i> (Comstock, 1880)	<i>Eucalyptus</i> spp.	-----	Watson, 2005
<i>Parasaissetia nigra</i> (Nietner, 1861)	<i>E. deglupta</i>	-----	USDA, 2007
<i>Planococcus minor</i> (Maskell, 1897),	<i>E. deglupta</i>	-----	Venette & Davis 2004
<i>Phenacoccus solenopsis</i> Tinsley, 1898	<i>E. camadulensis</i>	Paquistão	Culik & Gullan, 2005, Arif et al., 2009
<i>Pseudaulacaspis australis</i> Laing, 1925	<i>Eucalyptus</i> spp.	Austrália	Australian faunal directory, 2008
<i>Pseudococcus longispinus</i> (Targioni Tozzetti, 1867)	<i>E. tereticornis</i>	-----	USDA, 2007
<i>Saissetia coffeae</i> (Walker, 1852)	<i>E. deglupta</i>	EUA (Gainsville)	Halbert, 2007
<i>Saissetia oleae</i> (Olivier, 1791)	<i>Eucalyptus</i> spp.	-----	Silva et al., 1968
<i>Ceroplastes stellifera</i> (Westwood, 1871)	<i>Eucalyptus</i> spp.	Sta. Lucia, EUA	USDA, 2007

* Local da ocorrência do registro de ataque em *Eucalyptus*

As fêmeas adultas põem ovos, dos quais eclodem as ninfas, que são móveis, possuem pernas e antenas. Dessa forma, as fêmeas jovens podem se locomover, buscando encontrar um bom lugar para se fixarem. Após a primeira muda, suas pernas se atrofiam e elas tornam-se imóveis, passando a sugar ininterruptamente a seiva da planta. Os machos jovens são como as fêmeas jovens, mas no estágio final, produzem asas (Aki et al., 2009). As cochonilhas podem se reproduzir sexualmente e por até sete tipos diferentes de partenogênese, de acordo com a espécie (Aki et al., 2009).

IMPORTÂNCIA ECONÔMICA

As cochonilhas são pragas sérias de diversas culturas e como são pequenas, muitas vezes só são detectadas quando causam um dano substancial. Elas são difíceis de detectar em inspeções quarentenárias especialmente para baixos níveis populacionais. Elas são muito importantes como pragas de plantas perenes e podem causar sérios danos na fruticultura, plantas ornamentais, vegetação florestal, plantas de casa de vegetação e plantas domésticas. O dano é principalmente causado pela sucção da seiva da planta. Porém, cochonilhas podem transmitir patógenos às plantas e injetar toxinas, que podem reduzir o vigor e, eventualmente, matar a planta (Gallo et al., 2002).

As cochonilhas podem ser encontradas em ramos, folhas, frutos e raízes das mais diversas plantas. No eucalipto, é comumente encontrada nas folhas e ramos novos. Muitas apresentam associação às formigas, que as protegem em troca da secreção adocicada que produzem. Esta secreção também propicia o surgimento da fumagina (*Meliola* sp. e *Capnodium* sp.), fungos de micélio escuro, que recobrem as partes da planta, impedindo a fotossíntese (Aki et al., 2009; USDA, 2008a).

MANEJO

As cochonilhas apresentam difícil controle através de inseticidas, principalmente as que têm espessa carapaça. A carapaça impede o contato dos produtos com o corpo do inseto e, dessa forma, o inseticida acaba afetando apenas os estágios de ninfas e os machos. No entanto, o controle com pulverizações de emulsões de sabão e óleo mineral é efetivo, pois resulta em uma camada imper-

meável sobre o inseto, impedindo-o de respirar, matando-o por sufocamento. Combinações com calda de fumo também podem auxiliar na eliminação da praga (Aki et al., 2009).

O controle biológico é muito importante e é realizado por joaninhas e algumas espécies de vespas. Estes insetos agem predando as cochonilhas e outras pragas como pulgões. Portanto, deve-se evitar ao máximo o uso de inseticidas sobre plantas afetadas, pois estes inseticidas matam mais facilmente os predadores e outros insetos benéficos sem, no entanto, afetar cochonilhas que são mais resistentes, por causa de sua proteção cerosa (Aki et al., 2009). Além do mais, não há registro para uso no Brasil de inseticidas para controle de cochonilhas em eucalipto.

MOSCAS-DE-VIVEIRO

Várias espécies de moscas e mosquitos são infestantes de viveiros de produção de mudas de espécies florestais e outras culturas no Brasil. Os danos que estes insetos podem produzir vão desde a destruição de tecidos vegetais (que causam comprometimento no desenvolvimento e até a morte da muda) até o incômodo que estes pequenos insetos em grande número podem causar ao trabalhador (algumas vezes impedindo por completo a viabilidade de trabalho em uma estufa). Grande parte dos problemas relatados com moscas ou mosquitos em viveiro remete aos *fungus-gnats* que são dípteros pertencentes a um grupo de famílias, dentre elas Sciaridae, Mycetophilidae, Keroplatidae (Schühli, 2014).

Família Sciaridae

Poucas das 1.700 espécies conhecidas de Sciaridae destacam-se negativamente por prejudicar a produção agroflorestal (Schühli et al., 2013). Entre estas espécies, estão aquelas do gênero *Bradysia*, *Sciara* e *Scythropochroa* (popularmente conhecidas por moscas-de-viveiro, moscas-das-raízes ou moscas-de-fungos). A FAO/IPGRI (2015) considera os sciarídeos como as pragas mais importantes de mudas de eucaliptos no sudeste do Brasil (Ciesla et al., 1996), sendo responsável pela perda de milhões de mudas por ano.

Os insetos da família Sciaridae podem ser reconhecidos por algumas características morfológicas. Os adultos são insetos pequenos com cerca de 1 a 6

mm de comprimento. Os olhos destes insetos tocam-se logo acima da base das antenas formando uma ponte estreita na região dorsal da cabeça. A coloração da maioria das espécies é uniforme em marrom claro ou escuro. A asa é transparente e pode ou não apresentar padrões de manchas. As veias anteriores das asas são mais espessas. O comprimento do ramo basal da veia mediana é equivalente ao comprimento dos dois ramos de sua bifurcação (geralmente em forma de sino) (Mcalpine, 1981). A genitália do macho é exposta no abdômen (Steffan, 1981).

Estas espécies ocasionam danos por se alimentarem de tecido vegetal vivo da muda. O dano maior é causado às raízes (Figura 2), sobretudo as mais finas e a pelos radiculares (Villanueva-Sánchez et al., 2013). O dano, além de reduzir a biomassa da muda, reduz a capacidade de absorção de água (Vaughan et al., 2011), principalmente em substratos úmidos e com alta quantidade de matéria orgânica (Dreistadt, 2001). Estas alterações culminam na perda de vigor e amarelamento das folhas (Berti Filho & Wilcken, 1993). Infestações severas chegam a causar o tombamento e morte da planta e podem alcançar, no caule, de 220 a 830 larvas por planta (Gerbachevskaja, 1963).



Figura 2. Larva de mosca da família Sciaridae se alimentando de raízes.

Estas infecções também são responsáveis por danos indiretos causados por microrganismos. Infecções em mudas de patógenos como *Botritis*, *Cylindrocla-*

dium, *Fusarium*, *Pythium*, *Sclerotinia*, *Thielaviopsis* e *Verticillium*, já foram associadas aos danos causados por espécies da família Sciaridae (Leath & Newton, 1969; James et al., 1995; Powell & Lindquist, 1996; Paiva, 2004; García, 2008; Santos et al., 2012). Enquanto as formas imaturas abrem canais de exposição e infecção para estes microrganismos patogênicos, os adultos emergem já contaminados com esporos infectantes que são facilmente transmitidos a demais mudas.

Outro problema das infestações em mudas florestais por Sciaridae é o considerável incômodo que o grande número de insetos causa aos trabalhadores. Este incômodo compromete o rendimento e, por vezes, a viabilidade do trabalho (Mead & Fasulo, 2011; Schühli, 2013).

No setor florestal, já foram registradas infestações de Sciarídeos em casas de vegetação em eucaliptos (Zanuncio et al., 1996; Santos et al., 2012) e pinus (Hurley et al., 2007). As espécies que causam maiores danos são do gênero *Bradysia*, por estarem associadas às raízes e estacas em jardins clonais. Infestações de *Scatella* spp. (*shore flies*) também já foram observadas em grandes populações associadas a viveiros de produção de mudas de *E. dunnii* e *E. benthamii* em Guarapuava, no Paraná.

***Bradysia winnertz*, 1867 (Diptera: Sciaridae)**

IDENTIFICAÇÃO E BIOLOGIA

Ainda existem muitas dúvidas quanto à sistemática da família Sciaridae. Os insetos que compõem esta família há pouco tempo já foram considerados como pertencentes a outras famílias (como por exemplo Mycetophilidae ou Lycoriidae). O mesmo ocorre com seus gêneros, especialmente *Bradysia*. Existe uma evidente desproporcionalidade entre o número de espécies descritas neste gênero quando comparado aos demais e, até o momento, não existe uma revisão taxonômica que possa apresentar caracteres diagnósticos para as espécies ou uma chave de identificação. Cerca de um terço (34%) das espécies neotropicais conhecidas (187) encontram-se descritas dentro do gênero *Bradysia* Winnertz (1867) (Amorim, 1992). O gênero já foi indicado como possivelmente polifilético (Sshin et al., 2014) o que, em certo grau, pode explicar a distribuição desigual de diversidade entre o número de espécies descritas em *Bradysia* e o restante dos Sciaridae.

As espécies de *Bradysia* caracterizam-se pelos artículos das antenas (flagelômeros) cilíndricos; pelos espinhos encontrados no ápice da pinça do aparelho reprodutivo masculino (gonostilo); por um tufo de cerdas curtas existentes na tíbia anterior (Mohrig & Menzel, 2010).

Na América Central e América do Sul existem 64 espécies no gênero *Bradysia* (Amorim, 1992). Das espécies relacionadas às mudas de eucaliptos, podemos citar três: *B. coprophilla*, *B. difformis* (sinônimo de *B. paupera*) e *B. mabiusi* (Ciesla et al., 1996; Zanuncio et al., 1996; Mansilla et al., 2001; Hurley et al., 2007; Leite et al., 2007; Tavares et al., 2012). Os ovos de *Bradysia* são elípticos, lisos e brilhantes de coloração translúcida do branco ao amarelo transparente. Medem cerca de 0,4 mm de comprimento por 0,2 de largura e por vezes podem ser vistos lado a lado em posturas em forma de cordão. A coloração do ovo torna-se parda próxima à eclosão, quando são visíveis os olhos das larvas.

As larvas são facilmente reconhecidas desde que não existe outra larva semelhante em casas de vegetação. Elas são brancas, delgadas e sem pernas. A cabeça (cápsula cefálica) é escura e brilhante. O corpo é translúcido e revela o trato digestivo. O comprimento da larva quando totalmente desenvolvida é de aproximadamente 6 mm (Mead & Fasulo, 2008). Existem quatro estágios larvais. Como referência, podemos citar as medidas dos estágios larvais (ínstares) de *B. difformis* 0,4 - 0,6 mm (L1); 0,6 - 1,25 mm (L2); 1,25 - 2,5 mm (L3); e 2,5 - 4,75 mm (L4) (Mansilla et al., 2001). A pupa muda sua coloração de um branco claro até amarelo, chegando depois a marrom dourado. É uma pupa livre e tem tamanho similar ao adulto.

Os insetos adultos são pequenos, aproximadamente 3 mm de comprimento, são frágeis e apresentam coloração variando de marrom escuro a preto. Apresentam um grande número de cerdas escuras. Coloração lateral do tórax e abdômen variando de marrom claro ao amarelo claro. As antenas medem aproximadamente um quarto do comprimento corporal. As asas são hialinas ou de cor acinzentada e destaca a veia média em forma de “Y” (Mansilla et al., 2001; Mead & Fasulo, 2008).

Os registros de ciclo de vida variam não só para cada espécie, mas também conforme temperatura, substrato e planta hospedeira considerada (Bravo et al., 1993). A fêmea de *B. difformis* pode colocar de 100 a 200 ovos em grupos de dois a três logo abaixo do substrato. As larvas eclodem dos ovos em três ou cinco dias em condições de temperatura de 23°C (+1°C) e 70% de umidade (+1%). Os es-

tágios larvais L1, L3 e L4 duram cerca de dois dias, e o L2 pode se estender de dois a três dias. De nove a 13 dias depois da emergência do ovo, as larvas enterram-se a cerca de 2 cm no substrato para a transformação em pupa, onde permanecem de quatro a seis dias. Os adultos vivem de quatro a sete dias. Pode haver várias gerações durante o ano e estas podem ser sobrepostas (Mansilla et al., 2001).

IMPORTÂNCIA ECONÔMICA

Em viveiros de produção de mudas por estaquia ou miniestaquia, as larvas alimentam-se da parte terminal da estaca que fica dentro do solo. Com isso, destroem as raízes em formação e não deixam que novas raízes formem-se. Fazem galerias nas estacas que permitem a entrada de fungos apodrecedores, diminuindo a porcentagem de enraizamento das mudas.

MANEJO

Os adultos podem ser encontrados em áreas úmidas e que contenham matéria orgânica. Estes devem ser monitorados pelo uso de armadilhas amarelas adesivas e procurados sobre as mudas, tubetes, frestas entre os materiais do viveiro, locais pouco iluminados, madeira e outros locais.

O monitoramento é a chave para a detecção precoce e tomada de decisão quanto ao controle. Até o momento, as técnicas mais comuns de monitoramento e controle destes insetos são as armadilhas adesivas amarelas e a contagem de imaturos em discos de batata (Harris et al., 1995; Santos et al., 2012)

As armadilhas adesivas devem ser colocadas logo acima das plantas. Recomenda-se o posicionamento das armadilhas na horizontal, com maior eficiência para os adultos desta espécie. O monitoramento e troca das armadilhas devem ser realizados no mínimo uma vez por semana. Quando retiradas, as armadilhas devem ser analisadas com auxílio de lupa, para identificar e quantificar os insetos. Alternativas para a contagem automática com base na imagem da armadilha estão disponíveis (Schühli, 2013). Este método de contagem pode ser utilizado para o monitoramento também em estufas de mudas.

A maioria das larvas encontra-se próxima à superfície do substrato. Dessa forma, podem ser monitoradas com pedaços de batata colocados sobre o subs-

trato (as larvas ficam debaixo da batata). Semanalmente, estes pedaços de batata são retirados e analisados (Harris et al., 1995). Altos níveis de umidade do substrato promovem o desenvolvimento de fungos, algas e, conseqüentemente, propiciam ambiente favorável ao desenvolvimento das larvas. Um bom controle da irrigação, sem excesso de umidade, normalmente diminui a proliferação destes insetos. Deve-se eliminar qualquer resto de matéria orgânica, dentro e nas proximidades do viveiro, eliminar fungos e musgos do substrato, bandejas, solos e outros (Mead & Fasulo, 2008).

Recomenda-se:

- Aumentar a ventilação e iluminação para desfavorecer o habitat da praga;
- Eliminar o excesso de água, como a água estancada no solo e embaixo das bandejas, algas, limo e fungos. Podem-se utilizar também produtos algicidas e fungicidas no solo e no material utilizado na produção das mudas;
- Não usar matéria orgânica parcialmente decomposta, ou seja, o composto orgânico, quando utilizado como substrato, deve estar totalmente decomposto, caso contrário irá atrair as moscas;
- Desinfestar o material de uso geral no viveiro. Não deixar formar camada de algas sobre o substrato;
- Usar uma camada de areia sobre o substrato (Harris et al., 1996).

As larvas destas moscas podem ser controladas pelo uso de produtos biológicos, já disponíveis no mercado, à base de *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* (Bti), o nematoide *Steinernema feltiae* (Rhabditida: Steinernematidae) e, ainda, através de ácaros predadores do gênero *Hypoaspis* (Dreistadt, 2001). Nos EUA e Europa, a utilização do nematoide *S. feltiae* tem proporcionado um controle bastante eficiente em casas de vegetação, pois o ambiente úmido e sombreado (predominante em áreas de propagação de mudas) favorece o nematoide, que ataca tanto a larva como a pupa do inseto, proporcionando níveis de controle de até 90% (Gouge & Hague, 1995; Harris et al., 1995; Dreistadt, 2001).

LAGARTA-ROSCA

Várias espécies de lagartas são encontradas associadas a viveiros de produção de mudas florestais, principalmente *Agrotis ipsilon* (Lepidoptera: Noctuidae), *Nomophila* spp. (Lepidoptera: Crambidae) e *Spodoptera* spp. (Lepidop-

tera: Noctuidae). Estas lagartas recebem este nome por terem o hábito de se enrolarem quando tocadas (Anjos et al., 1986).

***Nomophila* spp. (Lepidoptera: Crambidae)**

IDENTIFICAÇÃO E BIOLOGIA

A produção de mudas de *Eucalyptus grandis* tem apresentado problemas frequentes com lagartas-rosca, e embora as principais espécies-praga desse grupo sejam do gênero *Agrotis* (Lepidoptera: Noctuidae), *Nomophila* spp. tem sido mais importante em Viçosa, Minas Gerais (Sossai et al., 1999). Algumas espécies de *Nomophila* apresentam distribuição geográfica limitada, enquanto outras podem ser encontradas em mais de um continente (Sossai et al., 1999). Uma característica importante de algumas espécies de *Nomophila* é que podem ser transportadas pelo vento à distância de até 2.500 km (Zanuncio et al., 1999).

A coloração dos ovos é branco-pérola, quando recém-colocados, e cinza-chumbo, quando próximos à eclosão. Embora o formato possa variar, os ovos são colocados em fileiras simples. O número de ovos por fila varia de três até 62. Logo após a saída do ovo, as lagartas apresentam a cápsula cefálica marrom e o corpo uniformemente amarelo-palha, com manchas marrom-claras no dorso (Teixeira et al., 1999).

No período que antecede à fase de pré-pupa, as lagartas aumentam o consumo de alimento e constroem a câmara pupal com pares de folhas, caulículos de mudas de eucalipto e excrementos unidos por fios de seda. As pupas permanecem durante todo o seu desenvolvimento nessas câmaras, construídas em vários locais (Teixeira et al., 1999).

A pupa apresenta coloração amarelo-creme, passando, ainda no primeiro dia, a marrom-clara. As suturas da cabeça e as intersegmentais e o ápice do abdômen são mais escuros que o resto do corpo. A porção dorsal do corpo é também mais escura que a ventral (Sossai et al., 1999).

O corpo do adulto é delgado, com coloração marrom-clara, sendo o tórax mais escuro que o abdômen, que apresenta um pequeno tufo de pelos em seu ápice. As pernas são amarelo-palha com esporas pequenas e finas.

O período embrionário é de aproximadamente quatro dias. Os ovos ecló-

dem entre 7 e 19 horas após a oviposição. O número de estágios larvais oscila entre cinco e seis com duração de três semanas (Teixeira et al., 1999). A fase de pré-pupa demora cerca de dois dias e a fase de pupa dura aproximadamente uma semana. Finalmente, saem os adultos, com longevidade entre dez até 14 dias (Sossai et al., 1999).

IMPORTÂNCIA ECONÔMICA

Os picos populacionais desses insetos dependem também da disponibilidade de alimento, principalmente de plantas que apresentem caules tenros. Uma lagarta-rosca pode cortar dezenas delas em uma única noite. Por outro lado, as mudas de eucalipto mais desenvolvidas apresentam caulículos enrijecidos e as lagartas conseguem apenas roê-los ou se alimentarem da sua porção apical, resultando em tombamento ou bifurcações. Em condições favoráveis à praga, 50 a 100 % das mudas florestais podem ser destruídas (Teixeira et al., 1999).

MANEJO

Observações de campo mostraram um baixo impacto de parasitoides e predadores sobre populações de *Nomophila* spp., pois mesmo na presença destes inimigos naturais, o dano causado pela praga foi alto (Zanuncio et al., 1999).

***Agrotis ipsilon* (Hufnagel, 1767) (Lepidoptera: Noctuidae)**

IDENTIFICAÇÃO E BIOLOGIA

Agrotis ipsilon ocorre principalmente em locais mais úmidos e possui grande capacidade de multiplicação, pois uma fêmea chega a colocar mais de mil ovos. Trata-se de um inseto de difícil controle, devido à dificuldade de visualização, pelo seu hábito noturno, destruindo plantas recém-germinadas (Bento et al., 2007). Os adultos são mariposas com 35 mm de envergadura, com asas anteriores marrons com algumas manchas pretas e asas posteriores semitransparentes (Gallo et al., 2002). Os ovos de coloração branca são colocados nas folhas

e as lagartas são de coloração pardo-acinzentada ou escura, atingindo, ao final de 30 dias, cerca de 45 mm de comprimento. As lagartas têm hábito noturno e, durante o dia, permanecem enroladas, abrigadas no solo, sob detritos ou outros locais (Santos et al., 2008), por esta razão são conhecidas vulgarmente por lagarta-rosca.

O ciclo biológico de *A. ipsilon* é de 34 a 64 dias, sendo o período de ovo de quatro dias, o de lagarta de 20 a 40 dias e o de pupa de dez a 20 dias (Moreira et al., 2007). A fase pupal passa-se no solo.

IMPORTÂNCIA ECONÔMICA

As lagartas-rosca desse gênero constituem um importante grupo de insetos-praga, devido principalmente aos prejuízos causados a um grande número de plantas cultivadas e à sua vasta distribuição geográfica. *Agrotis ipsilon* é a principal espécie de lagarta-rosca referida no Brasil e é um inseto polífago, que ataca principalmente hortaliças (Bento et al., 2007).

As lagartas cortam as plantas rente ao solo, podendo cada lagarta destruir plantas com até 10 cm de altura (Gallo et al., 2002). Os danos são mais significativos quando o caule da muda de eucalipto ainda não está lignificado (Santos et al., 2008).

MANEJO

O controle biológico em campo ocorre naturalmente com um parasitismo médio em torno de 20% por moscas e microhimenópteros (Gallo et al., 2002). O controle químico, em viveiro, pode ser feito através de iscas, utilizando-se como atrativos açúcar ou melaço de cana, juntamente com um inseticida.

GRILO

***Gryllus assimilis* (Fabricius, 1775)**
(Ortoptera: Gryllidae)

IDENTIFICAÇÃO E BIOLOGIA

Os grilos são insetos mastigadores, polívoros, mais conhecidos como pragas de hortas e jardins. Possuem asas anteriores do tipo tégmina e posteriores do tipo membranosas. Pernas posteriores saltatórias, aparelho auditivo presente e adultos com órgãos produtores de sons (estridulador). As fêmeas diferenciam-se dos machos por possuírem ovipositor longo (Gallo et al., 2002; Santos et al., 2008).



Figura 3. Adulto de *Gryllus assimilis* (Orthoptera: Gryllidae) próximo a muda.

O grilo-preto (*Gryllus assimilis*) é a espécie mais frequentemente citada, causando danos ao eucalipto. Permanece durante o dia escondida em túneis, sob torrões, entre os recipientes ou detritos, em ambientes úmidos e escuros, saindo à noite para se alimentar. Os adultos (Figura 3) apresentam entre 23 mm a 28 mm de comprimento e possuem coloração castanho escura. As ninfas são semelhantes aos adultos em forma, cor e comportamento (Gallo et al., 2002; Santos et al., 2008).

Os grilos possuem reprodução sexuada e são ovíparos. As fêmeas fecundadas põem ovos em galerias subterrâneas, preferindo terrenos mais ou menos úmidos.

A incubação dos ovos dura de 16 a 75 dias. A fase de ninfa dura de cinco a seis semanas, sendo que estas passam por cinco ínstaes até alcançarem a fase adulta. Até os 10 dias de vida, as ninfas movimentam-se muito pouco. Após 20 dias, adquirem hábitos gregários e são muito vorazes. Ao tornarem-se adultos, levantam voo e se deslocam a maiores distâncias (Grodzki, 1972; Gallo et al., 2002).

IMPORTÂNCIA ECONÔMICA

O grilo é uma praga prejudicial ao eucalipto em viveiro e campo, após o plantio, até o segundo ano de vida. Os grilos têm hábitos noturnos, saindo à noite de seus esconderijos para se alimentarem de plantas na superfície. Cortam as mudas na região do coleto e carregam-na para seus abrigos dentro do solo onde se alimentam. Os grilos comem as raízes, folhas e caules tenros (Salvadori, 1999). O ataque é marcado por ser aleatório e não em reboleira como fazem as lagartas-rosca. Também são capazes de perfurar embalagens (Gallo et al., 2002).

Os sintomas dos danos causados por grilos em mudas de eucalipto podem ser caracterizados por raspagem, mastigação ou corte das mudas na região do coleto (Figura 4). Esta mastigação pode ser em apenas um ponto ou em pontos dispersos da muda, com a destruição da casca e, às vezes, o câmbio, dando o aspecto de um anel na parte atacada. Os danos associados a grilos em eucalip-tos, hoje em dia, são mais frequentes em mudas após o plantio no campo. No viveiro, com a produção de mudas suspensas e em tubetes, estes danos foram minimizados.



Figura 4. Danos provocados por *Gryllus assimilis* em mudas de eucalipto.

MANEJO

Pode ser mecânico, com a catação manual dos insetos, ou aplicação de uma isca atrativa. Esta isca pode ser preparada utilizando os seguintes ingredientes: 1 kg de farelo de trigo + 100 g de açúcar + 0,5 L de água + 100 g de inseticida de contato (Gallo et al., 2002). Mistura-se o farelo com inseticida e, em seguida, a água com o açúcar ou melaço, na proporção de 0,5 L de água para 100 g de açúcar. Finalmente, misturam-se os produtos lentamente, até a formação de uma massa moldável. Para isso, adiciona-se mais água, se preciso. Essa isca deve ser distribuída pelos canteiros.

PAQUINHA

***Neocurtilla hexadactyla* (Perty, 1832),
Neotridactylus politus (Bruner, 1916) e
Scapteriscus didactylus (Latreille, 1804)
(Ortoptera: Gryllotalpidae) (paquinha,
cachorrinho-da-terra, grilo-toupeiro ou
grilotalpa)**

IDENTIFICAÇÃO E BIOLOGIA

Os adultos têm de 25 mm a 35 mm de comprimento, são de coloração marrom escura na parte dorsal e mais clara na ventral; têm um aspecto aveludado pela pubescência finíssima e curta que cobre o corpo, inclusive as pernas. As asas anteriores são do tipo tégmina, com nervuras bem proeminentes, são curtas, cobrindo apenas a parte anterior das asas posteriores. Estas são membranosas, bem desenvolvidas e, quando em repouso, ultrapassam a extremidade do abdômen. Pernas posteriores são do tipo saltatórias e as anteriores do tipo escavatória ou fossoriais, com as tíbias fortemente dilatadas, apresentando quatro grandes dactilos apicais. O gênero *Scapteriscus* é da mesma família e diferencia-se do gênero *Neocurtilla* por apresentar apenas dois dactilos nas tíbias. No geral, as espécies de ambos os gêneros são semelhantes. Gostam de solos úmidos, onde

escavam galerias e se alimentam de raízes (Gallo et al., 2002)

As fêmeas fazem posturas de 20 a 60 ovos em ninhos subterrâneos. O período de incubação dura entre 14 a 21 dias, sendo a fase ninfal de aproximadamente 250 dias. Os adultos vivem entre 240 a 300 dias (Ferreira & Barrigossi, 2006).

IMPORTÂNCIA ECONÔMICA

As paquinhas causam danos semelhantes aos dos grilos. Durante o dia, escondem-se em abrigos diversos e, preferencialmente à noite, danificam as mudas, alimentando-se de folhas, caules e raízes. Além dos danos diretos às plantas, escavam galerias subterrâneas ao longo dos canteiros, atingindo vários recipientes. Os danos diferem dos da lagarta-rosca por ocorrerem de maneira desuniforme, quando os da primeira, normalmente, são em reboleiras (Santos et al., 2008; Gallo et al., 2002).

Comem as raízes das mudas, abrem galerias no solo, provocando sua elevação, reduzindo a germinação das sementes e destruindo os recipientes. O dano é mais importante em sementeiras. Atacam eucalipto, acácia-negra, entre outras (Zanetti, 2009).

MANEJO

As mesmas medidas utilizadas no controle de grilo também são eficientes no controle de paquinhas.

ÁCAROS

IDENTIFICAÇÃO E BIOLOGIA

Os ácaros são artrópodes da classe Arachnida, sub-classe Acari, que habitam quase todos os ambientes terrestres e aquáticos. Podem ser de vida livre ou parasitas, alimentando-se de animais, vegetais, fungos, musgos, produtos armazenados, restos animais e vegetais, excrementos e até mesmo de outros ácaros (Flechtmann, 1989).

Quando fitófagos, podem se alimentar tanto na parte aérea quanto na subterrânea, tornando-se pragas e causando perdas significativas em diversas culturas. Podem ser polípagos, utilizando como hospedeiros diversas espécies de plantas, ou extremamente específicos como a maioria dos ácaros da família Eriophyidae (Flechtmann, 1989).

A maioria dos ácaros são ovíparos podendo se reproduzir por fecundação cruzada ou partenogênese arrenótoca (ovos não fertilizados dão origem a machos) e telítoca (ovos não fertilizados dão origem a fêmeas) (Flechtmann, 1989). Normalmente, o ciclo evolutivo inclui um ou mais estágios de imaturos ativos, sendo o ciclo completo: ovo, larva (hexápoda), ninfa (octópoda) e adultos. Em algumas espécies, as ninfas diferenciam-se em protoninfa e deutoninfa.

O ciclo de vida do ácaro *Oligonychus* sp. foi observado sobre folhas de *E. camaldulensis* em laboratório (Faria et al., 2005). Uma média de 16,4 ovos/fêmea foi observada, sendo que a duração média de ovo foi de aproximadamente 6,3 dias, da larva 2,8 dias, protoninfa 1,7 dia, deutoninfa 2,8 dias, adulto 11,1 dias. A duração do ciclo total foi de, aproximadamente, 24,7 dias. Observou-se a ocorrência de partenogênese telítoca, já que não houve fertilização e os ovos deram origem a fêmeas.

IMPORTÂNCIA ECONÔMICA

Ácaros fitófagos, para se alimentarem, introduzem o estilete no tecido vegetal e removem o conteúdo celular parenquimático, principalmente os tetraniquídeos. Alguns injetam toxinas reguladoras de crescimento no tecido vegetal, causando vários tipos de alterações na planta hospedeira, como é o caso dos eriofídeos. Outros transmitem viroses que normalmente levam a morte da planta (eriofídeos e tenuipalpiídeos) (Flechtmann, 1989).

Os danos (Figura 5) dos ácaros às plantas podem incluir aceleração da transpiração, conduzindo à queda prematura das folhas, inibição da fotossíntese, alterações na quantidade e composição dos pigmentos da folha e morte das células. Estes danos podem se traduzir em sintomas tais como: descoloração e manchas nas folhas, bronzeamento, encarquilhamento ou enrolamento de folhas, formação de galhas e tumores, deformação de folhas e brotos, diminuição do crescimento da planta, morte das folhas e, por fim, morte da planta (Flechtmann, 1989; Pereira et al., 2005; Faria et al., 2005). Os ácaros podem atacar mudas de eucalipto e sua ocorrência pode estar associada ao uso persistente de certos pesticidas.



Figura 5. Folhas de eucalipto apresentando sintomas de ataques por ácaros.

Vários ácaros utilizam como hospedeiro, espécies do gênero *Eucalyptus*, sendo que a maioria destes ácaros foi observada na região de origem do eucalipto ou em outros países da Ásia. Dezesesseis espécies de Tetranychidae, dez de Eriophyidae e cinco de Tenuipalpidae são citadas em eucalipto no mundo (Queiroz & Flechtmann, 2011). No Brasil, são citados como pragas de eucaliptos os ácaros *Oligonychus* sp. (Flechtmann, 1989; Faria et al., 2005), *Oligonychus punicae* (Flechtmann & Baker, 1970), *Oligonychus ilicis*, *Tetranychus urticae* (Flechtmann, 1983), *Rhombacus eucalypti* (Flechtmann & Santana, 2001) e *Oligonychus yotersi* (Pereira et al., 2005). Registros de surtos em viveiros de eucaliptos são reportados para as espécies *O. ilicis*, *T. urticae* (Flechtmann, 1983), *R. eucalypti* (Flechtmann & Santana, 2001) e *O. yotersi* (Pereira et al., 2005).

MANEJO

Vários fatores podem afetar as populações de ácaros, dentre eles a temperatura, a umidade, vigor da planta, estado nutricional da planta hospedeira e presença de inimigos naturais (Flechtmann, 1989). De fato, dentro de um programa de Manejo Integrado de Pragas (MIP), todos estes fatores podem ser gerenciados

para que as populações destes ácaros mantenham-se sob controle e não causem grandes prejuízos.

Dentro dos princípios do MIP, pode-se sugerir que o manejo de ácaros, na área florestal, utilize principalmente de: resistência de plantas, manejo cultural, controle biológico e controle químico.

O uso de plantas resistentes ou tolerantes ao ataque de pragas é um recurso eficiente e bastante utilizado no MIP, tanto na agricultura como silvicultura. No caso dos plantios florestais, poucos trabalhos têm sido realizados nesta linha. No Brasil, foram desenvolvidos materiais clonais de seringueira resistentes ao ataque de ácaros da família Eriophyidae.

Como tática de manejo silvicultural do ácaro vermelho (*O. ilicis*), em viveiros de eucaliptos, Flechtmann (1983) recomenda:

- Irrigar abundantemente a área foliar das plantas, lavando, assim os ácaros que normalmente ficam na parte superior das folhas;
- Manter as plantas sob a chuva;
- Evitar manter ou implantar viveiros de eucaliptos nas proximidades de cafeeiros, bem como manter mudas de eucaliptos e café no mesmo ambiente;
- Utilizar uma adubação balanceada, principalmente em relação ao N e K.

Os ácaros possuem vários inimigos naturais, que podem ser manejados para propiciar a manutenção das populações de ácaros-praga em equilíbrio. Os principais agentes de controle biológico de ácaros-praga são os fungos e os ácaros predadores. Os ácaros tetraniquídeos possuem como inimigos naturais alguns fungos, vírus, insetos predadores e ácaros predadores (Flechtmann, 1989). Estes últimos, principalmente os ácaros da família Phytoseiidae, são os predadores mais eficientes dos ácaros tetraniquídeos, podendo também se alimentar de ácaros de outras famílias, ovos de ácaros e de insetos, pólen, fungos e excreções de pulgões.

Os fungos mais comumente associados ao controle de ácaros são do gênero *Hirsutella*, principalmente *H. thompsonii* (Gerson et al. 1979). Este fungo tem sido utilizado em vários programas de manejo, principalmente para o controle de ácaros da família Eriophyidae – em culturas tais como seringueira (Bellini, et al. 2005), citrus e coqueiro (Aghajanzadeh et al., 2007).

Outros fungos, tais como *Beauveria bassiana*, *Metarhizium anisopliae* e *Paecilomyces fumosoroseus*, também têm sido testados no controle de ácaros,

com resultados promissores em cultivos florestais (Oliveira et al., 2004; Tamai et al., 2002), bem como fungos do gênero *Neozygites* (Delalibera et al., 1999).

Existe, no mercado, uma gama de produtos químicos utilizados no controle de ácaros, no entanto, nenhum deles têm registro para uso em eucalipto no Brasil. Além disso, muitos são de largo espectro, causando mortalidade dos inimigos naturais, o que, a longo prazo, certamente causará desequilíbrio nas populações dos ácaros-praga. Dessa maneira, devem ser evitados, ou utilizados apenas como medidas emergenciais.

Os produtos químicos utilizados especificamente no controle de ácaros, são denominados acaricidas. Para que estes produtos sejam considerados como acaricidas, devem apresentar as seguintes propriedades: matar os ácaros com eficiência, ainda que seja usado em baixa concentração; ser econômico; não ser tóxico para o homem e animais domésticos; não ser fitotóxico e não se acumular no tecido adiposo do homem e animais domésticos (Mariconi, 1989).

A maioria dos acaricidas utilizados hoje não é seletiva, causando a mortalidade também dos ácaros predadores (Ferla & Moraes, 2006). No entanto, existem alguns que são mais seletivos e, portanto, devem ser escolhidos aqueles que são inócuos aos ácaros predadores.

REFERÊNCIAS

- AGHAJANZADEH, S.; THEERTHA PRASAD, D.; MALLIK, B. Genetic diversity in *Hirsutella thompsonii* isolates based on random amplified polymorphic DNA analysis *BioControl*, v. 52, n. 3, p. 375-383, 2007. Disponível em: <<http://www.springerlink.com/content/52m413470v544260>>. Acesso em: 10 ago. 2008.
- AKI, A.; MAEDA, C.; CALDERAN, CH.; GOULART, I. C. G.; MACHADO, L. M. B.; STUMPF, M.; COSIGNANI, P. S.; MEIRELLES, R.; BARRETO, R.; PHILIP, T.; ANDERSON, T. Cochonilha (Hemiptera). In: JARDINEIRO. net. Informações botânicas, jardinagem e paisagismo: pragas e doenças. Disponível em: <<http://www.jardineiro.net/br/pragas/cochonilha.php>>. Acesso em 28 abr. 2009.
- ANJOS, N.; SANTOS, G. P.; ZANUNCIO, J. C. Pragas do eucalipto e seu controle. Informe Agropecuário, Belo Horizonte-MG, V. 12, N.141, P. 50-58, 1986.
- AMORIM, D. S. A catalogue of the family Sciaridae (Diptera) of the Americas south of the United States. *Revista Brasileira de Entomologia*, São Paulo, v. 36, n. 1, p. 55-77, 1992.
- ARIF, M. I.; RAFIQ, M. A.; GHAFAR, A. Host plants of cotton mealybug (*Phenacoccus solenopsis*): a new menace to cotton agroecosystem of Punjab, Pakistan. *International Journal of Agriculture & Biology*, v. 11, p. 163-167, 2009.
- AUSTRALIAN faunal directory: species *Pseudaulacaspis australis* (Laing, 1925). In: AUSTRALIAN GOVERNMENT. Department of the Environment, Water, Heritage and the Arts. Home page: biodiversity: australian biological resources study. Canberra, 2008. Disponível em: <http://www.environment.gov.au/biodiversity/abrs/online-resources/fauna/afd/taxa/Pseudaulacaspis_australis>. Acesso em: 24 abr. 2009.
- BELLINI, M. R.; MORAES, J. G.; FERES, R. F. J. Ácaros (acari) em dois sistemas de cultivo

de seringueira no noroeste do Estado de São Paulo. *Neotropical Entomology*, v. 34, n. 3, p. 475-484, 2005.

BENTO, F. M. M.; MAGRO, S. R.; FORTES, P.; ZÉRIO, N. G.; PARRA, J. R. P. Biologia e tabela de vida de fertilidade de *Agrotis ipsilon* em dieta artificial. *Pesquisa Agropecuária Brasileira*, Brasília, DF, v. 42, n. 10, p. 1369-1372, 2007.

BERTI FILHO, E.; WILCKEN, C. F. Um novo inseto associado aos viveiros florestais: *Sciara* sp. (Diptera: Sciaridae). *Rev. Agric. V.* 68, p. 331-332. 1993.

BRAVO, I.S.J.; ALVES, M.A.R.; ZUCOLOTO, F.S.; ANDRADE, L.A.M. Aspectos alimentares e de criação de *Bradysia hygida* Sawaia & Alves (Diptera: Sciaridae) em laboratório. *Rev. Brasileira Zool.* V. 10, p. 343-353, 1993.

BURCKHARDT, D.; OUVARD, D. A revised classification of the jumping plant-lice (Hemiptera: Psylloidea). *Zootaxa*, n. 3509, p. 1-34. 2012.

BURCKHARDT, D.; QUEIROZ, D. L. Checklist and comments on the jumping plant-lice (Hemiptera: Psylloidea) from Brazil. *Zootaxa*, n. 3571, p. 26-48. 2012.

CIESLA, W.M.; DIEKMANN, M; PUTTER, C. A. J. (eds) *Eucalyptus* spp. *Biodiversity International*, 1996. 66 pp.

COSTA LIMA, A. M. da. Insetos do Brasil: homópteros. Rio de Janeiro: Escola Nacional de Agronomia, 1942. t. 3, 327p. (Série didática, 4).

COSTA, V.A.; BERTI FILHO, E.; WILCKEN, C.F.; STAPE, J.L.; LASALLE, J.; TEIXEIRA, L.D. *Eucalyptus* gall wasp, *Leptocybe invasa* Fisher & La Salle (Hymenoptera: Eulophidae) in Brazil: New forest pest reaches the New World. *Revista de Agricultura*, 83: 136-139. 2008.

CULIK, M. P.; GULLAN, P. J. A new pest of tomato and other records of mealybugs (Hemiptera: Pseudococcidae) from Espírito Santo, Brazil. (Summary In Portuguese). *Zootaxa*, v. 964, p. 1-8, 2005.

DE VIS, R. M. J.; BELLINI, M. R.; MORAES, G. J. Mites (Acari) of rubber trees (*Hevea brasiliensis*, Euphorbiaceae) in Piracicaba, State of São Paulo, Brazil. *Neotropical Entomology*, v. 35, n. 1, p. 112-120, 2006.

DELALIBERA J. R. I.; MORAES G. J.; GOMEZ, D. R. S. Epizootias de *Neozygites floridana* (Zygomycetes, Entomophthorales). *Revista Brasileira de Entomologia*, v. 43, p. 287-291, 1999.

DEMITE P. R.; FERES, R. J. F. Ocorrência e flutuação populacional de ácaros associados a seringueiras vizinhos de fragmentos de cerrado. *Neotropical Entomology*, v. 36, n. 1, p. 117-127, 2007.

DREISTADT, S. H. Fungus gnats, shore flies, moth flies, and march flies: integrated pest management in the home, interior plantscapes, greenhouses, and nurseries. In: UNIVERSITY OF CALIFORNIA. Statewide Integrated Pest Management Program. 2001. 6 p. (Pest notes. Publication, 7448). Disponível em: <<http://www.ipm.ucdavis.edu/PDF/PESTNOTES/pnfungusgnats.pdf>>. Acesso em: 3 jul. 2009.

FAO. Forest pest species profile 3p. 2007. Disponível em: <<http://www.fao.org/forestry>> . Acesso em 04 mai. 2015.

FARIA, F. D.; SANTANA, D. L. de Q.; WINK, C.; FAVARO, R. M. Ciclo de vida do ácaro *Oligonychus* sp. em *Eucalyptus camaldulensis*. In: EVENTO DE INICIAÇÃO CIENTÍFICA DA EMBRAPA FLORESTAS, 4., 2005, Colombo. Anais. Colombo: Embrapa Florestas, 2005. 1 CD-ROM (Embrapa Florestas. Documentos, 117). Resumo.

FERLA, N. J.; MORAES, G. J. Seletividade de acaricidas inseticidas a ácaros predadores (Acari: Phytoseiidae) encontrados em seringueira no centro-oeste do Brasil. *Ciência Rural*, Santa Maria, v. 36, n. 2, p. 357-362, 2006.

FERREIRA, E.; BARRIGOSI, J. A. F. Insetos orizívoros da parte subterrânea. Santo Antônio de Goiás: Embrapa Arroz e Feijão, 2006. 52 p. (Embrapa Arroz e Feijão. Documentos, 190).

FLECHTMANN, C. A. H. Dois ácaros novos para o eucalipto, com uma lista daqueles já assinalados para esta planta. *IPEF*, Piracicaba, n. 23, v. 1, p. 43-46, 1983.

FLECHTMANN, C. H. W. Ácaros de importância agrícola. 5. ed. São Paulo: Nobel, 1989. 189 p.

FLECHTMANN, C. H. W.; BAKER, E. W. A. Preliminary report on the Tetranychidae (Acarina) of Brazil. *Annals of the Entomological Society of America*, Columbus, v. 63, n. 1, p. 156-63, 1970.

FLECHTMANN, C. H. W.; SANTANA, D. L. Q. First record of an Eriophyid mite from *Eucalyptus* in Brazil, with a complementary description of *Rhombaculus eucalypti* Ghosh and Chakrabarti (Acari: Eriophyidae). *International Journal of Acarology*, v. 27, n. 2, p.123-127, 2001.

GALLO, D. O.; NAKANO, S.; SILVEIRA NETO, R. P. L.; CARVALHO, G. C. de; BAPTISTA, E.; BERTI FILHO, J. R. P.; PARRA, R. A.; ZUCCHI, S. B.; ALVES, J. D.; VENDRAMIM, L. C.; MARCHINI, J. R. S.; LOPES, C.; Omoto. *Entomologia Agrícola*. Piracicaba: FEALQ, 2002. 920 p. (Biblioteca de Ciências Agrárias Luiz de Queiroz, 10).

GARCÍA, P. F. Fungus gnat. Insecto plaga en ornamentales. Desplegable informativo No. 31. INIFAP, Zacatepec, Morelos, México. 2008.

GARLET, J.; COSTA, E. C.; BOSCARDIN, J.; DEPONTI, G.; SHWENGBER, C. R.; MACHADO, L. M. *Leptocybe invasa Eucalyptus* sp. no estado do Rio Grande do Sul, Brasil. *Ciência Rural*, v. 43, p. 2175 - 2177, 2013.

GERBACHEVSKAJA, A. A. Leaf midges (Diptera, Lycoriidae) injurious to vegetables and common mushrooms in hothouses of the Leningrad region. *Entomologicheskoe Obozrenie*, v. 42, p. 496-511, 1963.

GERSON, U., KENNETH, R.; MUTTATH, T. I. *Hirsutella thompsonii*, a fungal pathogen of mites: II. host-pathogen interactions. *Annals of Applied Biology*, v. 91, n. 1, p. 29-40, 1979.

GILL, R. J.; NAKAHARA, S.; WILLIAMS, M. L. Review of the genus *Coccus* Linnaeus in America North of Panama (Homoptera: Coccoidea: Coccidae). *Occasional Papers in Entomology*. v. 24, p. 1-44, 1977.

GOUGE, D. H.; HAGUE, N. G. M. Glass house control of fungus gnats, *Bradysia paupera*, on fuchsias by *Steinernema feltiae*. *Fundamentals and Applied Nematology*, v. 18, p. 77-80, 1995.

GRODZKI, R. *Gryllus assimilis*: danos causados e métodos de combate. *Floresta*, v. 4, p. 34-37, 1972.

HAJI, F.N.P.; CARNEIRO, J. da S.; BLEICHER, E.; MOREIRA, A.N.; ERREIRA, R.C.F. Manejo da mosca-branca *Bemisia tabaci* biótipo B na cultura do tomate. In: HAJI, F.N.P.; BLEICHER, E. (Ed.). *Avanços no manejo da mosca-branca Bemisia tabaci* biótipo B (Hemiptera, Aleyrodidae). Petrolina, PE: Embrapa Semi-Árido, 2004. cap. 7, p.87-110.

HALBERT, S. E. Entomology section. *Tri-ology*, v. 46, n. 2, p. 5-9, 2007. Disponível em: <<http://www.doacs.state.fl.us/pi/enpp/triology/archive/4602.pdf>>. Acesso em: 11 maio 2009.

HARRIS, M. A.; OETTING, R. D.; GARDNER, W. A. Use of Entomopathogenic Nematodes and a new monitoring technique for control of fungus gnats, *Bradysia coprophila* (Diptera: Sciaridae), in Floriculture. *Biological Control*, Orlando, v. 5, n. 3, p. 412-418, 1995. DOI: <http://dx.doi.org/10.1006/bcon.1995.1049>.

HARRIS, M.A.; GARDNER, W.A.; OETTING, R.D. A review of the scientific literature on fungus gnats (Diptera: Sciaridae) in the genus *Bradysia*. *J. Entomol. Sci.* v. 31, p. 252-276, 1996.

IBRAHIM, A. A.; SERAG, A. M. A survey of scale insects on ornamental plants of Egypt. Disponível em: <<http://74.125.47.132/search?q=cache:lfX9aPoTCyJ:entomology.benhascience.org/my%2520papers/survey%2520of%2520scales%2520in%2520Egypt.doc+%22A+survey+of+scale+insects+on+ornamental+plants+of+Egypt%22&cd=2&hl=pt-BR&ct=clnk&gl=br>>. Acesso em: 24 abr. 2009. Abstract.

JAMES, R. L.; DUMROESE, R. K.; Wenny, D. L. *Botrytis cinerea* carried by adults fungus gnats (Diptera: Sciaridae) in container nurseries. *Tree Planter's Notes*, v. 46, p. 49-53, 1995.

KESSING, J. L. M.; MAU, R. F. L. *Aleurodicus dispersus* (Russell). In: CROP knowledge

master. 1993. Disponível em: <http://www.extento.hawaii.edu/kbase/Crop/Type/a_disper.htm>. Acesso em: 5 maio 2009.

LEATH, K. T.; NEWTON, R. C. Interaction of a fungus gnat, *Bradysia* sp. (Sciaridae) with *Fusarium* spp. on alfalfa and red clover. *Phytopathology*, v. 59, p. 257-258, 1969.

LEITE, L. G.; F.M. TAVARES, F. M.; BUSSÓLA, R. A.; et al. Virulência de nematoides entomopatogênicos (Nemata: Rhabditida) contra larvas da mosca-dos-fungos *Bradysia mabiusi* (Lane, 1959) e persistência de *Heterorhabditis indica* Poinar et al. 1992 em substratos orgânicos. *Arquivos do Instituto Biológico*, v. 74, n. 4, p. 337-342, 2007.

MCALPINE, J.F. Key to families – adults. In: MCALPINE, J.F.; PETERSON, B.V.; SHEWELL, G.E.; TESKEY, H.J., VOCKEROTH, J.R. & WOOD, D.M. (eds.), *Manual of Nearctic Diptera*. Research Branch Agriculture Canada, Monograph no. 27, Ottawa, p. 89-124, 1981.

MANSILLA, J. P.; PASTORIZA, M. I.; PÉREZ, R. Estudio sobre la biología y control de *Bradysia paupera* Tuomikoski (= *Bradysia difformis* Frey) (Diptera : Sciaridae). *Bol. San. Veg. Plagas*, v. 27, p. 411-417, 2001.

MARICONI, F. A. M. Acaricidas. In: FLECHTMANN, C. H. W. *Ácaros de importância agrícola*. 5. ed. São Paulo: Nobel, 1989. p. 161-171.

MAU, R. F. L.; KESSING, J. L. M. *Toxoptera auranti* (Boyer de Fonscolombe). In: CROP knowledge master. 1992. Disponível em: <<http://www.extento.hawaii.edu/kbase/crop/Type/toxopter.htm>>. Acesso em: 24 abr. 2009.

MAU, R. F. L.; KESSING, J. L. M. *Bemisia tabaci* (Gennadius) in: Crop Knowledge Master. 2007. Honolulu, Hawaii. http://www.extento.hawaii.edu/kbase/crop/type/b_tabaci.htm. Acesso em: 16 jul. 2015.

MEAD, F. W.; FASULO, T. R. Darkwinged Fungus Gnats, *Bradysia* spp. (Insecta : Diptera : Sciaridae) 1., 2011.

MEAD, F. W.; FASULO, T. R. Darkwinged fungus gnats, *Bradysia* spp. (Insecta: Diptera: Sciaridae). [S.l.]: University of Florida, IFAS Extension, 2008. (EENY-215). Disponível em: <<http://edis.ifas.ufl.edu/pdf/IN/IN37200.pdf>>. Acesso em: 6 maio 2009.

MOHRIG, W.; MENZEL, F. Sciarid (Black fungus gnats). In: BROWN, B. V.; BORKENT, A.; CUMMING, J. M.; WOOD, D. M.; WOODLEY, N. E.; ZUMBADO, M. (Ed.). *Manual of Central American Diptera*. Ottawa: NRC Research Press, 2010. p. 279-292.

MOREIRA, F. R.; HAJI, F. N. P.; COSTA, N. D.; OLIVEIRA, M. D. Cultivo da cebola no Nordeste: pragas. 2007. (Embrapa Semi-Árido. Sistemas de produção, 3). Disponível em: <<http://sistemasdeproducao.cnptia.embrapa.br/FontesHTML/Cebola/CultivoCebolaNordeste/pragas.htm>>. Acesso em: 26 abr. 2009.

OLIVEIRA, R. C. de; NEVES, P. M. O. J.; ALVES, L.F.A. Seleção de fungos entomopatogênicos para o controle de *Oligonychus yothersi* (McGregor) (Acari: Tetranychidae), na cultura da erva-mate (*Ilex paraguariensis* St. Hill.). *Neotropical Entomology*, v. 33, n. 3, p. 347-351, 2004.

PEREIRA, F. F.; ANJOS, N. dos; ALMADO, R. de P. ; RODRIGUES, L. A. L. Primeiro registro de *Oligonychus yothersi* (McGregor) (Acari: Tetranychidae) em *Eucalyptus grandis* Hill ex Maiden no Brasil. *Revista Árvore*, v. 29, n. 4, p. 657-659, 2005.

ROSELL, R. C.; LICHTYF, T. J. E.; BROWN, J. K. Ultrastructure of the mouthparts of adult sweetpotato whitefly *Bemisia tabaci* Gennadius (Homoptera: Aleyrodidae). *Insect Morphology & Embryology*, v. 24, p. 297-306, 1995.

SANTOS, A.; ZANETTI, R.; ROOSEVELT, P. A.; SERRÃO, J. E.; ZANUNCIO, J. C. First report and population changes of *Bradysia difformis* (Diptera: Sciaridae) on eucalyptus nurseries in Brazil. *Florida Entomologist*, v. 95, n. 3, p. 569-572, 2012.

SANTOS, R. L. G.; ZANUNCIO, J. C.; ZANUNCIO, T. V.; PIRES, E. M. Pragmas de eucalipto. *Informe Agropecuário*, v. 29, p. 71-85, 2008.

SCHÜHLI, G. S.; PENTEADO, S. R. C.; REIS FILHO, W.; NICKELE, M. A. Medidas contingenciais para o controle de sciarídeos (moscas-dos-cogumelos) em pátios de toras de pinus. 2013. Colombo: Comitê de Publicações, Embrapa Florestas.

SCHÜHLI, G.S. Contagem automática de insetos em armadilhas adesivas – uma sugestão baseada no monitoramento de Sciaridae. Colombo : Embrapa Florestas, 2013. 7 p. (Embrapa Florestas. Comunicado técnico, 330)

SCHÜHLI, G.S. Os mosquitos sciarídeos. Colombo : Embrapa Florestas, 2014. 26 p. (Embrapa Florestas. Comunicado técnico, 272).

SHIN, S.-G.; LEE, H.-S.; LEE, S. Dark winged fungus gnats (Diptera: Sciaridae) collected from shiitake mushroom in Korea. *Journal of Asia-Pacific Entomology*, v. 15, n. 1, p. 174–181, 2012. Korean Society of Applied Entomology, Taiwan Entomological Society and Malaysian Plant Protection Society. Disponível em: <<http://linkinghub.elsevier.com/retrieve/pii/S122686151100118X>>. Acesso em: 22/8/2014.

SILVA, A. G. A.; GONÇALVES, C. R.; GALVÃO, D. M.; GONÇALVES, A. J. L.; Gomes, J.; SILVA, N. M. SIMONI, L. Quarto catalogo dos insetos que vivem nas plantas do Brasil: seus parasitos e predadores. Rio de Janeiro: Ministério da Agricultura, Departamento de Defesa Sanitaria Vegetal, 1968. t. 1, pt. 2, 622 p.

SOSSAI, M. F.; ZANUNCIO, J. C.; TEIXEIRA, C. A. D.; SANTOS, G. P. Aspectos biológicos das fases de pré-pupa, pupa e adulto da lagarta-rosca *Nomophila* sp. (Lepidóptera: Pyralidae) em mudas de *Eucalyptus grandis* W. Hill ex Maiden (Myrtaceae). *Revista Árvore*, v. 23, p. 197-201, 1999.

STEFFAN, W.A. Sciaridae. In: MCALPINE, J.F.; PETERSON, B.V.; SHEWELL, G.E.; TESKEY, H.J., VOCKEROTH, J.R. & WOOD, D.M. (eds.), *Manual of Nearctic Diptera*. Research Branch Agriculture Canada, Monograph no. 27, Ottawa, p. 247–255, 1981

TAMAI, M. A.; ALVES, S. B.; ALMEIDA, J. E. M. de; FAION, M. Avaliação de fungos entomopatogênicos para o controle de *Tetranychus urticae* KOCH (ACARI: TETRANYCHIDAE). *Arquivos do Instituto Biológico*, São Paulo, v. 69, n. 3, p. 77-84. 2002.

TAVARES, F.M.; BATISTA FILHO, A.; LEITE, L.G.; TAVARES, G.M. Avaliação de Isolados de Nematoides Entomopatogênicos sobre a Mosca-dos-Fungos, *Bradysia mabiusi* (Diptera: Sciaridae), Praga em Estufas. *BioAssay* v. 7, n. 9, 2012. DOI: <http://dx.doi.org/10.14295/BA.v7.0.84>

TEIXEIRA, C. A. D.; ZANUNCIO, J. C.; SOSSAI, M. F.; PRATISSOLI, D. Biologia da lagarta-rosca *Nomophila* sp. (Lepidóptera: Pyralidae) em mudas de *Eucalyptus grandis* (Myrtaceae): fases de ovo e larva. *Revista Árvore*, v. 23, p. 65-68, 1999.

HYPPZ: Encyclopédie des ravageurs européens. *Toxoptera aurantii* (Boyer de Fonscolombe). In: Disponível em: <<http://www.inra.fr/hyppz/RAVAGEUR/6toxaur.htm>>. Acesso em: 24 abr. 2009.

USDA. Systematic Entomology Laboratory. S.E.L.'s Coccoidea web page. 2008a. Disponível em: <<http://www.sel.barc.usda.gov/coccoidea/scaleframe.html>>. Acesso em: 28 abr. 2009

USDA. Systematic Entomology Laboratory. Scale insects: identification tools for species of quarantine significance. 2007. Disponível em: <http://www.sel.barc.usda.gov/ScaleKeys/SoftScales/key/Soft_scales/Media/Html/Species/46Vins_stellifera/1Vins_stelliferaDesc.html>. Acesso em: 26 abr. 2009.

USDA. Systematic Entomology Laboratory. Whitefly web page. 2008b. Disponível em: <<http://www.sel.barc.usda.gov/whitefly/wfframe.htm>>. Acesso em: 5 maio 2009.

VAUGHAN, M.; THOLL, D.; TOKUHISA, J. An aeroponic culture system for the study of root herbivory on *Arabidopsis thaliana*. *Plant Methods* v. 7, p. 1-10. 2011

VENETTE, R. C.; DAVIS, E. E. Passionvine mealybug: *Planococcus minor* (Maskell) [Pseudococcidae: Hemiptera]. In: USDA. Animal and Plant Health Inspection Service. [Home page]: plant health: pest detection: mini pest risk assessments. 2004. Disponível em: <http://www.aphis.usda.gov/plant_health/plant_pest_info/pest_detection/downloads/prapminorpra.pdf>. Acesso em: 25 abr. 2009.

VILLANUEVA-SÁNCHEZ, E.; IBÁÑEZ-BERNAL, S.; LOMELÍ-FLORES, R.; VALDEZ-CARRASCO, J.; Identificación y caracterización de la mosca negra, *Bradysia difformis* (Diptera: Sciaridae) en el cultivo de nochebuena (*Euphorbia pulcherrima*) en el centro de México. *Acta Zoológica Mexicana* (n. s.), v. 29, n.2, p. 363-375, 2013.

WATSON, G. W. Diaspididae. In: WORLD biodiversity database. 2005. (Arthropods of economic importance). Disponível em: <<http://nlbif.eti.uva.nl/bis/diaspididae.php?menuentry=inleiding>>. Acesso em: 25 abr. 2009.

ZAMUDIO, P.; CLAPS, L. E. Diaspididae (Hemiptera: Coccoidea) associated to fruit plants in Argentina. *Neotropical Entomology*, v. 34, p. 255-272, 2005.

ZANETTI, R. (Coord.). Pragas de viveiros florestais. 9 p. Notas de aula de ENT 115 – Manejo Integrado de Pragas Florestais. Disponível em: <<http://www.den.ufla.br/Professores/Ronald/Disciplinas/Notas%20Aula/MIPFlorestas%20viveiros.pdf>>. Acesso em: 25 abr. 2009.

ZANUNCIO, J. C.; TEIXEIRA, C. A. D.; SOSSAI, M. F. Natural enemies of *Nomophila* sp. (Lepidoptera: Pyralidae), a cut-worm of *Eucalyptus grandis* (Myrtaceae) seedlings in Viçosa, Minas Gerais, Brazil. *Anais da Sociedade Entomológica do Brasil*, São Paulo, v. 28, n. 2, p. 357-358, 1999.

ZANUNCIO, J. C.; TORRES, J. B.; BORSATO, I.; CAMPOS, W. O. Ciclo biológico de *Bradysia coprophila* (Lintner) (Diptera, Sciaridae) em estacas de *Eucalyptus grandis* (Myrtaceae). *Revista Brasileira de Entomologia*, São Paulo, v. 40, p. 197-199, 1996.