

PRAGAS-CHAVE NA CULTURA DA MANGUEIRA

Beatriz Aguiar Jordão Paranhos
Flávia Rabelo Barbosa

Moscas-das-frutas (Diptera: Tephritidae)

A família Tephritidae possui mais de 4000 espécies distribuídas em 500 gêneros, com cerca de 250 espécies de importância agrícola, sendo 48 dos gêneros *Bactrocera*, *Ceratitis*, *Anastrepha*, *Dirioxa* e *Toxotrypana*, já relatadas como pragas de manga (White & Elson-Harris, 1992).

No Brasil existem dois gêneros mais importantes: *Anastrepha*, com mais de 94 espécies já identificadas e *Ceratitis*, com somente uma espécie - *Ceratitis capitata*.

As espécies de *Anastrepha* são nativas das Américas Central e do Sul, enquanto que *C. capitata* foi introduzida no início do século 20 e hoje é encontrada em todo o Brasil.

Existem levantamentos populacionais de espécies de moscas-das-frutas em praticamente todas as regiões do Brasil, verificando-se que as espécies de *Anastrepha* variam de região para região, de acordo com os frutos hospedeiros e com o clima.

Além desses dois gêneros principais, também ocorre o gênero *Rhagoletis* com quatro espécies: *R. adusta* Foote, *R. blanchardi* Aczél, *R. ferruginea* Hendel e *R. macquarti* (Loew), as quais não têm importância econômica, ocorrendo apenas no Sul do país, onde atacam frutos de caroço e maçã, e o gênero *Bactrocera*, com uma única espécie - *B. carambolae* ou mosca-da-carambola, restrita à região do Oiapoque-AM, na divisa do Brasil e Suriname. Neste local, estão sendo aplicados métodos de erradicação, a fim de que esta espécie não se estabeleça no Brasil (Zucchi, 2000a).

Este capítulo será direcionado somente à espécie do gênero *Ceratitis* (*C. capitata*) e às espécies do gênero *Anastrepha* presentes na região do Submédio do Vale do São Francisco. Nesta região foram identificadas até o momento onze espécies de *Anastrepha*, quais sejam: *A. zenilidae*, *A. obliqua*, *A. sororcula*, *A. dissimilis*, *A. montei*, *A. fraterculus*, *A. pickeli*, *A. distincta*, *A. daciformes*, *A. serpentina* e *A. manihot* (Haji et al., 2001).

Descrição e Biologia

Ceratitis capitata

O adulto de *C. capitata* mede de 4 a 5 mm de comprimento e de 10 a 12 mm de envergadura; tem coloração predominantemente amarelo escuro, olhos castanho-violáceos, tórax preto na face superior, com desenhos

simétricos brancos; abdome amarelo escuro com duas listras transversais acinzentadas amarelas (Fig. 17). A fêmea coloca de 1 a 10 ovos por fruto já amarelado, introduzindo seu ovipositor na casca. Além da presença do ovipositor, as fêmeas são diferenciadas dos machos por não possuírem um par de falsas antenas arredondadas nas pontas. A postura tem início de 5 a 12 dias após a cópula, podendo as fêmeas viver até 10 meses e colocar até 800 ovos. Os ovos são alongados em forma de banana, brancos e medem 1 mm de comprimento. O período de incubação é de 2 a 4 dias e após a eclosão a larva penetra no endocarpo, onde passa os 3 ínstaes, que duram de 6 a 11 dias, deixando, então, o fruto para empupar no solo, em profundidade variável de 5 a 7 cm, dependendo da textura e umidade do mesmo. A larva totalmente desenvolvida mede 8 mm, é ápoda, vermiforme, branco-amarelada, afilada na parte anterior e truncada e arredondada na posterior, tendo o hábito de dobrar o corpo e saltar para deixar o seu meio antes de empupar. A pupa é do tipo coarctata, marrom em forma de barril, mede 5 mm de comprimento e após 9 a 11 dias emergem os adultos. O ciclo total médio é de 17 a 26 dias (Souza Filho et al., 2004).



Foto: Cherre Sade.

Fig. 17. Adulto de *Ceratitidis capitata*

Anastrepha spp.

Os adultos de *A. obliqua* e de *A. fraterculus*, as espécies mais estudadas no Brasil, medem cerca de 6,5 mm de comprimento, possuem coloração amarela, tórax marrom e asas com uma faixa sombreada em forma de "S", que vai desde a base até a extremidade, e outra em forma de "V" invertido na borda posterior (Fig.18). A identificação das espécies é feita pelo exame do ápice do ovipositor (acúleo) da fêmea (Gallo et al., 2002). A biologia é muito semelhante à de *C. capitata*, porém as fêmeas possuem ovipositores maiores que os de *C. capitata*, podendo colocar de 1 a 3 ovos em frutos "de vez" ou verdes. Os ovos e as larvas são semelhantes aos de *C. capitata*, porém quando completamente desenvolvidas, as larvas medem cerca de 12 mm de comprimento e são mais amareladas. A fêmea inicia a oviposição aos 7 a 15

dias de idade, prolongando-se por 46 a 62 dias, colocando, em média, 408 ovos durante sua vida reprodutiva. O ciclo total médio é de 24 a 39 dias, dependendo da espécie (Souza Filho et al., 2004). Existem variações no ciclo biológico, de acordo com a temperatura e o hospedeiro. A temperatura de 25°C é a ideal - abaixo disso, o ciclo pode prolongar e acima, adiantar, estando os limites mínimos e máximos entre 15 e 35°C. Fora dessa amplitude a mortalidade é alta. O fotoperíodo não influi na oviposição e longevidade de *A. fraterculus* (Salles, 2000).



Foto: Cherre Sade.

Fig. 18. Adulto de *Anastrepha* spp.

Plantas hospedeiras

As moscas-das-frutas infestam a maioria das frutas que possuem polpa carnosa. Destacam-se, como as mais preferidas, as seguintes famílias e espécies de frutíferas: Anacardiaceae - manga, cajá, cajá-mirim, ceriguela; Mirtaceae - goiaba, guabiroba, jaboticaba, jambo, pitanga, uvaia; Oxalicaceae - carambola; Rutaceae - laranja, tangerina; Sapotaceae - abiu, sapoti (Zucchi, 1988).

Segundo Fleisher (2004), *C. Capitata* possui mais de 200 hospedeiros e é classificada como polífaga, por se alimentar de várias famílias de plantas. As espécies de *Anastrepha* possuem um número de hospedeiros variado, de acordo com a espécie, sendo mais ou menos específicas, podendo ser monófagas (alimentam-se apenas de uma espécie), estenófagas (alimentam-se de plantas do mesmo gênero), oligófagas (alimentam-se de vários gêneros da mesma família) e algumas polífagas, como *A. fraterculus*, *A. zenilidae*, *A. sororcula*, *A. obliqua* entre outras (Zucchi, 2000b).

Na Tabela 1 são relacionados outros frutos hospedeiros das espécies de moscas-das-frutas que já foram detectadas infestando mangas no Brasil.

Danos e perdas

As larvas, além de se alimentam da polpa dos frutos hospedeiros, danificando-os, facilitam a entrada de pragas secundárias e de patógenos, reduzindo a produtividade e a qualidade dos frutos, deixando-os impróprios tanto para o consumo *in natura*, como para a industrialização. Os frutos atacados amadurecem prematuramente e caem das plantas, passando por um processo de podridão generalizada (Medina, 1988), devido à infecção secundária por patógenos.

Controle

As recomendações para o controle das moscas-das-frutas envolvem desde o monitoramento com armadilhas para detectar o nível de infestação, os focos e os pontos de entrada no pomar, até os cuidados com os frutos não comercializados que não foram colhidos. A necessidade de alternativas substitutivas dos métodos químicos convencionais, aliada à crescente cobrança da sociedade por métodos não tóxicos ao homem e ao meio ambiente, tem estimulado a busca por novos métodos de controle dessa praga.

Químico

No programa de controle químico deve-se utilizar inseticidas com diferentes modos de ação para evitar resistência e desequilíbrios biológicos e, de preferência, com baixo período de carência.

O controle químico é feito com a aspersão de isca tóxica (um litro de hidrolisado de proteína + inseticida + 100 litros de água). A aspersão é feita com uma brocha de parede ou pulverizador com bico em leque. Deve-se aspergir a isca num volume de 100 a 200 ml da calda/metro quadrado de copa da árvore, em ruas alternadas, repetindo-se a aplicação a cada 15 dias, até 30 dias antes da colheita (Nascimento & Carvalho, 1998). Recomenda-se utilizar produtos registrados no Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento - MAPA e nas dosagens recomendadas (Tabela 2 - capítulo 1).

Os inseticidas registrados mais utilizados e que vêm mostrando bons resultados no controle das moscas-das-frutas são triclorfon (0,30%) e fention (0,10%) (Pereira & Bortoli, 1998). Estudos recentes mostraram que o acetamiprid (não registrado) e o fenitrothion (registrado) agem por profundidade e podem promover controle de 89,3% e 78,6%, respectivamente, sobre larvas de *Anastrepha fraterculus* presentes no interior das bagas de uva Itália, atuando eficientemente sobre adultos por contato e por ingestão, sendo que o acetamiprid foi mais eficaz por ingestão (Benedetti et al., 2004). Em condições de laboratório, o thiametoxam (não registrado), aplicado em isca tóxica, foi eficiente, exercendo ação de ingestão e de profundidade sobre *A. fraterculus* (Lancini et al., 2004).

A aplicação de isca tóxica, em ruas alternadas ou a cada cinco ruas, é um modo de diminuir os efeitos nocivos dos inseticidas, pois não sendo aplicada em área total, reduz a probabilidade de matar insetos benéficos (abelhas polinizadoras, predadores e parasitóides) por contato. Entretanto,

alguns insetos benéficos e outras pragas não alvo podem ser atraídos para se alimentar da proteína hidrolisada presente na isca tóxica e se intoxicar. Também como efeito indireto, os inimigos naturais, ao se alimentarem de pragas intoxicadas com a isca tóxica, podem ter a longevidade e/ou fecundidade afetadas.

Mecânico

Ensacamento dos frutos

Embora eficiente, é um método caro e, muitas vezes, impraticável. Entretanto, em pomares pequenos, onde a população de moscas-das-frutas é muito alta, fica mais econômico e seguro para a saúde do homem e para o meio ambiente, ensacar os frutos no início da frutificação. Dependendo da região e do tipo de fruta, o ensacamento poderá criar um microclima favorável ao aparecimento de doenças, devendo-se estudar as vantagens e as desvantagens antes de adotar a técnica.

Em regiões onde a população de moscas-das-frutas é mantida sempre abaixo do nível de controle, torna-se mais econômico o tratamento químico esporádico das áreas com infestações altas do que o ensacamento dos frutos.

Coleta e destruição dos frutos maduros

Para impedir o aumento da infestação de moscas-das-frutas no pomar, deve-se colher os frutos maduros remanescentes nas árvores, coletar os que estão caídos no chão e enterrá-los em valas com 50 a 70 cm de profundidade. É de importância fundamental realizar o controle das moscas-das-frutas em plantas hospedeiras, cultivadas ou nativas, próximas aos pomares comerciais de manga ou outras, a fim de eliminar focos de infestação da praga.

Biológico

No campo, o controle natural das moscas-das-frutas, por meio de parasitóides, predadores e/ou entomopatógenos, não é suficiente para manter a população abaixo do nível de dano econômico. A ação destes inimigos naturais é bastante prejudicada, primeiro pelo fato de a monocultura já ser uma fonte de desequilíbrio ambiental e, segundo, pelo uso intensivo e não criterioso de agrotóxicos.

Existem dois tipos de controle biológico com a introdução de inimigos naturais: o clássico, onde se introduz, em uma região, pequenas quantidades do inimigo natural exótico, e estes por si só têm que procriar e adaptar-se ao novo habitat, e o controle biológico aplicado, no qual se cria uma grande quantidade do inimigo natural em biofábricas e são feitas liberações semanais inundativas no campo, por longos períodos, como se fosse um tratamento químico. Neste último, não é tão importante o estabelecimento do inimigo natural exótico. Entretanto, nos dois casos, deve-se fazer estudos de impactos ambientais do exótico em relação aos nativos presentes na região.

Parasitóides nativos

Entre os agentes de controle biológico (predadores, parasitóides e entomopatógenos) de moscas-das-frutas, os parasitóides da família Braconidae ocupam lugar de destaque e são os mais utilizados em programas de controle biológico aplicados na Espanha, nos Estados Unidos e no México.

No Brasil existem muitas espécies nativas, tais como: *Doryctobracon areolatus* (Szépligeti), *D. brasiliensis* (Szépligeti), *D. fluminensis* (Szépligeti), *Opius bellus* (Gahan), *Utetes anastrephae* (Szépligeti) (Braconidae); *Aganaspis pelleranoi* (Bréthes) (Eucolidae) e *Pachycrepoideus viriendemniae* (Rondani) (Pteromalidae), as quais atacam larvas e pupas das duas principais espécies de moscas-das-frutas dos gêneros *Anastrepha* (Wiedemann) e *Ceratitidis* (Wiedemann) (Zucchi & Canal, 1996).

Levantamentos realizados no Submédio do Vale do São Francisco mostraram que a população de parasitóides é extremamente baixa nesta região e a única espécie de parasitóide nativo encontrada até o momento foi *Doryctobracon areolatus* (Hymenoptera: Braconidae) (Haji et al., 1998, Paranhos et al., 2004).

Parasitóides introduzidos

Em 1937, o Instituto Biológico de São Paulo aplicou o Controle Biológico Clássico para *Anastrepha* spp. e *C. capitata*, no estado de São Paulo, liberando em campo pequenas quantidades do parasitóide *Tetrastichus giffardianus* (Hymenoptera: Eulophidae) (Fonseca & Autuori, 1940).

Recentemente, este parasitóide foi detectado no Semi-Árido do Submédio do Vale do São Francisco (Paranhos et al., 2004). O fato de ter sido encontrado na região semi-árida, a 2.500 km de distância do ponto inicial de liberação, demonstra que esta espécie se estabeleceu onde quase não há parasitóides nativos. Apesar disso, o parasitismo natural é muito baixo, tornando-se inviável a sua utilização na supressão de moscas-das-frutas no Submédio do Vale do São Francisco.

Muito tempo depois, em 1994, a Embrapa Mandioca e Fruticultura introduziu no Brasil a espécie *Diachasmimorpha longicaudata* (Hymenoptera: Braconidae) (Carvalho & Lara, 1995), utilizada com sucesso em liberações inundativas na Flórida/USA, em Chiapas/México e na Guatemala.

O parasitóide nativo *D. areolatus* é amplamente distribuído em todo o Brasil e, apesar de ser agressivo e eficiente, não se obteve sucesso em sua criação massal, impedindo o seu uso em programas de controle biológico aplicado. Estudos de sua biologia têm sido realizados sobre *A. ludens* criadas em sistemas semi-artificiais, onde as larvas são oferecidas em dietas artificiais envoltas em papel filme de PVC com odores de frutas (Eitam et al., 2003), pelo fato de a larva sozinha não apresentar atratividade ao parasitismo. A utilização de frutos pode encarecer demasiadamente a sua criação massal,

além de se tratar de uma espécie com alto risco de ocorrência de perdas de atributos no processo de colonização (Cancino & Ruiz, 2004).

Por outro lado, a espécie exótica *D. longicaudata* apresenta facilidade na criação massal, podendo ser multiplicado sobre *C. capitata*, bem como sobre várias espécies do gênero *Anastrepha* (Walder et al., 1995). No Brasil ela tem sido multiplicada sobre *C. capitata*, no laboratório de Entomologia do Centro de Energia Nuclear na Agricultura - CENA/USP, na Embrapa Mandioca e Fruticultura, e em outras instituições em pequena escala. Em outros países, como o México, são criadas sobre larvas de *A. ludens*, conferindo um maior tamanho e vigor aos adultos, visto que as larvas desta espécie são bem maiores que as de *C. capitata*.

D. longicaudata (Fig. 19) é originária da região Indo-australiana, como parasita do gênero *Bactrocera* sp. Foi introduzida no Havaí, na década de 40, para o controle de *Bactrocera dorsalis*, onde se adaptou, controlando também a população de *C. capitata*, que era muito elevada. Atualmente tem sido usada com sucesso em programas de controle biológico aplicado de moscas-das-frutas no Havaí, Flórida, México, Argentina e Brasil. No Brasil, o laboratório de Radientomologia do CENA/USP tem capacidade para produzir cerca de 1 milhão de pupas parasitadas/semana (Walder, 2002). Desde 2001, este laboratório está produzindo e enviando, periodicamente, pupas parasitadas de *D. longicaudata* para serem liberadas na divisa do Amapá com o Suriname, a fim de promover o controle biológico e impedir o estabelecimento e a disseminação da mosca-da-carambola, *Bactrocera carambolae* (Diptera: Tephritidae) para outros estados do Brasil. *B. carambolae* é uma das espécies de moscas-das-frutas mais nocivas e sua disseminação para outros estados poderá trazer um prejuízo tremendo à fruticultura brasileira.

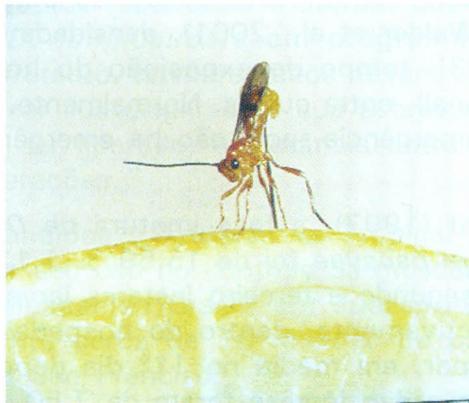


Fig. 19. Adulto de *Diachasmimorpha longicaudata* ovipositando em larva de mosca-das-frutas.

Fonte: Morgante, 1999.

As fêmeas de *D. longicaudata*, pelo odor de fermentado, conseguem localizar os frutos infestados com moscas-das-frutas; em seguida, pelas vibrações produzidas ao se alimentarem, localizam as larvas de moscas-das-frutas em seu interior (Lawrence, 1981). A fêmea introduz o ovipositor no interior do fruto e realiza a postura dentro do corpo da larva. São coinobiontes, ou seja, não matam imediatamente os hospedeiros. Geralmente, as larvas eclodem antes da pupação do hospedeiro e o desenvolvimento completo até a fase adulta é realizado dentro do pupário da mosca (Lawrence, 1981; Ibrahim et al., 1994). Todo o conteúdo da pupa da mosca é consumido pelas larvas do parasitóide, e finalizada a fase larval se transformam em pupas dentro do pupário da mosca. Ao invés de emergir um adulto de mosca-das-frutas, emerge um parasitóide.

Essa espécie de parasitóide apresenta protrandria, ou seja, as fêmeas emergem dois dias após os machos. Assim que emergem, já são copuladas e isso pode ocorrer com mais de um macho (Martinez-Martinez et al., 1993), ficando todos os espermatozóides armazenados na espermateca. As fêmeas iniciam a oviposição no terceiro dia de idade, apresentando um pico de parasitismo entre o quinto e o décimo segundo dia de idade (Paranhos & Walder, 1999). No final da vida reprodutiva, aumenta o índice de machos na progênie, pois diminui a quantidade de espermatozóides presentes na espermateca e na ausência destes, os óvulos originam machos. Esse fato é denominado de partenogênese arrenótoca obrigatória, onde todas as fêmeas são diplóides (óvulo + espermatozóide) e todos os machos são haplóides (óvulo).

Fêmeas de *D. longicaudata* podem discriminar larvas já parasitadas, preferindo as não parasitadas, o que significa o não desperdício do potencial sobre moscas-das-frutas (Bautista & Harris, 1997). A taxa de parasitismo em criação de laboratório é influenciada por vários fatores, tais como: idade da fêmea (Paranhos & Walder, 1999), razão sexual de parentais (fêmeas:macho) nas gaiolas de criação (Walder et al., 2001), densidade hospedeiro:parasitóide (Aguilar & Walder, 2003), tempo de exposição do hospedeiro, sistema de criação (massal ou artesanal), entre outros. Normalmente, a taxa de parasitismo é chamada de taxa de emergência, pois não há emergência em muitas pupas que foram parasitadas.

Segundo Petcharat (1997), a fase imatura de *D. longicaudata* criado sobre larvas de *Bactrocera papayae* foi de 15.59 ± 1.12 dias. A duração das fases de ovo, primeiro, segundo e terceiro instares larvais foram de 1-2, 3-5, 5-9, e 8-12 dias, respectivamente, dentro do hospedeiro. No terceiro instar larval começam a empupar, em média no 11º dia depois da oviposição. As longevidades dos machos e das fêmeas foram de 7.50 ± 1.76 e de 7.67 ± 1.37 dias, respectivamente. Fêmeas produziram 34 ± 3.90 descendentes, com uma razão sexual de 1:1,13 (macho:fêmea).

Na criação de parasitóides, o "ingrediente ativo" é a fêmea e quanto maior a sua produção, melhor. Por isso, em multiplicações de laboratório deve-se estar seguro de que a relação de fêmeas/macho parentais, é suficiente

para que todas as fêmeas sejam fecundadas. Foi verificado que com a relação de 3 fêmeas:1 macho consegue-se uma maior taxa de parasitismo e maior progênie de fêmeas, quando comparada com as relações de 1:1 e de 5:1 (Walder et al., 2001). As fêmeas liberadas no campo, se fecundadas, vão originar descendentes machos e fêmeas; caso contrário, originarão apenas machos. Nos dois casos, ela estará promovendo o parasitismo no campo, ou seja, o controle da praga; entretanto, quando é virgem não terá descendentes fêmeas e, neste caso, a progênie se encerra na geração F1, mas quando é fecundada vai originar fêmeas que, conseqüentemente, poderão se multiplicar no campo, apresentando maior probabilidade de estabelecimento, o que é extremamente desejável no controle biológico clássico.

O indicado é que os adultos de *D. longicaudata* criados massalmente em laboratório sejam liberados após o terceiro dia de idade das fêmeas, de modo que todas elas tenham a oportunidade de serem copuladas e estejam com as espermatecas cheias de espermatozóides antes da liberação no campo (Paranhos et al., 2001a).

Desde a introdução de *D. longicaudata* no Brasil, estudos têm sido realizados para verificar sua eficiência em diferentes frutas hospedeiras (Paranhos et al., 2001b; Paranhos et al., 2001c; Paranhos et al., 2003), bem como seu comportamento em campo perante os parasitóides nativos, observando-se que *D. longicaudata* não compete com o parasitóide nativo *D. areolatus* pelo nicho (Matrangolo et al., 1998) e que mesmo liberado massivamente no campo, em locais onde há grande quantidade de nativos, não consegue se sobrepor à agressividade de *D. areolatus* (Paranhos et al., 2001c). Estudos de dispersão em pomares de laranja no estado de São Paulo mostraram que no verão, *D. longicaudata* se dispersa mais rapidamente, além de sobreviver mais tempo no campo e, no inverno, precisa de uma população oito vezes maior para se dispersar na mesma área (Paranhos et al., 2002).

Até o momento, os resultados mostram que é viável a utilização do parasitóide exótico *D. longicaudata* em programas de controle biológico aplicado no Brasil. Entretanto, novos estudos devem ser realizados no ambiente semi-árido, para verificar sua dispersão e sua sobrevivência, a fim de ajustar o número de insetos a ser liberado, a distância entre pontos de liberação e o intervalo entre as liberações.

A Embrapa Mandioca e Fruticultura Tropical já iniciou o processo de registro do inseto para seu uso no controle de moscas-das-frutas e, a partir de 2006, a Biofábrica Moscamed Brasil, em Juazeiro-BA, estará produzindo e liberando semanalmente cerca de 10 milhões de parasitóides na região do Submédio do Vale do São Francisco.

Entomopatógenos

Entre os entomopatógenos, os fungos e os nematóides têm apresentado maior eficiência no controle de moscas-das-frutas. Os fungos *Metarhizium anisopliae* e *Beauveria bassiana* são patogênicos nas diferentes

fases de desenvolvimento de *C. capitata* e suas principais rotas de infecção são através da cutícula, via oral, traquéias e ferimentos (Toledo, 2004). Segundo Correia et al. (2004), o isolado ICB 497 de *M. anisopliae* é virulento para larvas de terceiro ínstar de *C. capitata*.

Além dos fungos, existem várias espécies de nematóides com potencial para uso em controle biológico aplicado. Os estádios juvenis dos nematóides possuem bactérias simbiotes em seus intestinos, e quando penetram no corpo dos insetos, estas podem causar infecção generalizada e morte dos mesmos. No controle de *A. ludens*, destacam-se as espécies *Heterorhabditis indica* e *Steinernema feltiae*, que apresentaram eficiência de 50% a 70% no controle de larvas, dependendo da dose utilizada (Toledo, 2002, citado por Toledo, 2004). Para *Ceratitis*, é recomendado *S. riobrave*, que apresenta altos níveis de parasitismo, localizados em diferentes condições ambientais, podendo persistir no solo, de forma ativa, por longos períodos (Gazit et al., 2000, citados por Toledo, 2004).

Os dados encontrados na literatura indicam que a utilização de patógenos no controle de moscas-das-frutas poderá ter sucesso na fruticultura irrigada do Semi-Árido. Deve-se, portanto, obter isolados de cepas nativas, bem como realizar estudos de eficiência e formulação para as condições desta região.

Técnica do Inseto Estéril

A técnica do inseto estéril - TIE foi idealizada e criada pelo entomologista americano, E.F.Knipling, como uma possibilidade de controle ou até mesmo para a erradicação da mosca varejeira, *Cochliomyia hominivorax* (Coquerel). Na década de 40, dois meses após liberações semanais e inundativas de moscas varejeira estéreis na Ilha de Curaçao, obteve-se a erradicação dessa praga (Knipling, 1955). Hoje, vários países possuem programas nacionais de TIE, com biofábricas para criação de *C. capitata* (EUA, México, Guatemala, Argentina, Chile, Peru, Portugal, Tunísia, Tailândia e África do Sul), algumas espécies dos gêneros *Anastrepha* (México e EUA) e *Bactrocera* (EUA, Japão, Malásia) para o controle (supressão) e/ou erradicação.

A expansão do uso desta técnica tem obtido sucesso na proteção de áreas de fruticultura contra a infestação de mosca-do-mediterrâneo, *C. capitata*, e prevenir embargos de bilhões de dólares em programas de exportação (Malavasi & Nascimento, 2003). O Chile, por exemplo, com a erradicação da *C. capitata* por meio da TIE, consegue exportar cerca de 40% da produção de frutos, enquanto que o Brasil consegue exportar somente 1,3% de frutos frescos, sendo que o Submédio do Vale do São Francisco, por manter a população desta praga sob controle (MAD abaixo de 1), é responsável por 95% de toda a manga exportada no país (Anuário de Fruticultura, 2003).

Para a utilização da TIE, o inseto deve apresentar reprodução sexuada e facilidade de criação massal em dieta artificial. Desta forma, a TIE consiste na criação massal do inseto praga que se deseja controlar, na sua esterilização com radiação gama e na liberação semanal de uma população no mínimo nove vezes maior do que a selvagem no campo. O macho estéril copula com a

fêmea selvagem (da mesma espécie presente no campo) e, por ser estéril, não origina descendente.

Inicialmente, eram liberados machos e fêmeas estéreis de *C. capitata*. Entretanto, devido aos inconvenientes que a liberação de fêmea acarreta, tais como: efetuar a postura mesmo sendo estéril e diminuir a probabilidade de cópula entre machos estéreis e fêmeas selvagens, os geneticistas e entomologistas da Agência Internacional de Energia Atômica – IAEA, da Áustria, desenvolveram uma linhagem mutante - “pupa branca” de *C. capitata*, onde as pupas fêmeas eram brancas, diferentes dos machos que preservavam a cor selvagem marrom. Desta forma, separavam-se as fêmeas antes da emergência e liberavam-se apenas machos no campo.

Recentemente, com o intuito de minimizar o custo de produção, foi desenvolvida sobre o mutante “pupa branca”, um outro tipo de mutação onde as fêmeas possuem sensibilidade letal a temperaturas (tsl) acima de 34°C, ainda na fase de embrião. Hoje, existem cerca de cinco linhagens tsl desenvolvidas pelos geneticistas da FAO/IAEA, na Unidade de Entomologia em Seibersdorf – Áustria: Vienna 4, Vienna 6, Vienna 7, Vienna 8 e Sargeant sempre com o intuito de melhorar a produtividade na criação massal e diminuir a recombinação gênica (Robinson, 1999; Cáceres, 2002).

A Biofábrica Moscamed Brasil é a primeira destinada à produção de insetos estéreis no país e será implantada em Juazeiro-BA, com capacidade inicial de produção de 100 milhões de machos estéreis de *C. capitata* por semana. Atualmente, todas as Biofábricas de Moscamed no mundo já utilizam linhagens mutantes tsl com grande economia em dieta artificial na produção massal. No Brasil, estão sendo realizados estudos na Embrapa Semi-Árido, com a colaboração de pesquisadores de várias Instituições (CENA/USP, IB/USP e Embrapa Mandioca e Fruticultura) e de especialistas internacionais (FAO/IAEA, USDA/ARS e University of Tessaly), para se determinar qual a melhor linhagem tsl a ser usada de acordo com a produtividade e qualidade do inseto criado massalmente, com a compatibilidade sexual entre os machos estéreis tsl e as fêmeas selvagens de *C. capitata* e com a dispersão e longevidade na região semi-árida.

Serão liberados cerca de 100 machos estéreis para cada macho selvagem presente no campo, de modo a aumentar a competição pela cópula entre os machos estéreis e as fêmeas selvagens. Os machos estéreis devem atender a um padrão de controle de qualidade determinado pela Agência Internacional de Energia Atômica (International Atomic Energy Agency, 2003), a fim de serem capazes de voar, atrair as fêmeas, copular e transferir o sêmen mesmo sendo inférteis.

A TIE pode ser empregada em área ampla (pomares comerciais, pomares domésticos, matas com hospedeiros nativos, áreas urbanas com plantas hospedeiras), sem a contaminação do meio ambiente ou dos operadores e com alta eficiência. Esta técnica será utilizada com a finalidade de suprimir a população desta praga, já que é difícil obter a erradicação em áreas que não sejam geograficamente isoladas, visto que podem ocorrer constantes

reinfestações, principalmente se não houver barreiras fitossanitárias intermunicipais e interestaduais eficientes.

Nos Estados Unidos é muito utilizado o controle biológico em associação com a TIE no controle de moscas-das-frutas e o custo desta integração fica em torno de 2,16 dólares, contra 30,80 dólares por hectare com aplicação convencional de inseticida (Knipling, 1992). Em relação à eficiência dos dois métodos utilizados juntos, foi observado parasitismo de 42,7% em áreas onde foram liberados parasitóides e machos estéreis (388 mil parasitóides de *D. tryoni* e 3 milhões de machos estéreis de *C. capitata*/semana em 13 km²) contra 20,3% de parasitismo em áreas sem liberação. Entretanto, o mais interessante foi o número de larvas/kg de fruto amostrado, o qual foi de $9,8 \pm 1,3$ em áreas de liberação contra $92,6 \pm 22,7$ em área sem liberações (Wong et al., 2002).

Convém salientar que a TIE é o método mais específico no controle de *C. capitata*, a única espécie controlada. Utilizando-se o parasitóide *D. longicaudata*, em conjunto com a TIE, será possível suprimir também as espécies de moscas-das-frutas do gênero *Anastrepha* presentes no Submédio do Vale do São Francisco.

Tratamento hidrotérmico

Esta técnica utilizada em pós-colheita, tem como finalidade matar ovos e/ou larvas de moscas-das-frutas dentro dos frutos de manga. É uma técnica exigida por alguns países importadores de frutos frescos para impedir a entrada desta praga quarentenária no país.

Segundo as exigências dos EUA, os frutos devem ficar submersos em água a 46°C por 75 minutos, para frutos com peso até 425 g e por 90 minutos para frutos entre 426 e 650 g (Nascimento & Carvalho, 2000).

Segundo as exigências do Japão, abertura comercial ocorrida recentemente, a água do tanque de tratamento hidrotérmico deve estar a 47°C, os frutos devem ficar submersos até atingir a temperatura de 46°C próximo ao caroço e, assim, permanecer por 5 minutos. Quanto maior o fruto, maior será o tempo de tratamento. Normalmente, o tempo varia entre 80 e 95 minutos (Comunicação pessoal Dr. Gilson Cosenza – MAPA).

Tabela 1. Espécies de moscas-das-frutas que infestam mangas e seus respectivos hospedeiros no Brasil.

Espécie	Hospedeiro		Referências	
	Nome vulgar	Nome científico		
<i>Anastrepha alveata</i>	Manga	<i>Mangifera indica</i>	Nascimento et al. (1991)	
<i>Anastrepha distincta</i>	Bacuri	<i>Platonia insignis</i>	Silva (1993)	
	banha-de-galinha	<i>Swartzia langsdorfii</i>	Veloso (1997)	
	Cagaita	<i>Eugenia dysenterica</i>	Veloso (1997)	
	Gabiroba	<i>Campomanesia cambessedeanana</i>	Veloso (1997)	
	Ingá	<i>Inga edulis</i>	Malavasi et al. (1980)	
		<i>I. affinis</i>	Souza Filho (1999)	
	Ingá	<i>I. sp.</i>	Souza Filho (1999)	
	Ingá	<i>I. lushnathiana</i>	Lima (1934)	
	ingá	<i>I. sessilis</i>	Souza Filho (1999)	
	ingá-de-macaco	<i>I. fogifolia</i>	Silva (1993)	
	jambo-amarelo	<i>Jambosia sp.</i>	Veloso (1997)	
	taperebá	<i>Spondias mombin</i>	Silva (1993)	
	uvaia	<i>Eugenia pyriformis</i>	Veloso (1997)	
	<i>Anastrepha fraterculus</i>	abiu	<i>Pouteria caimito</i>	Veloso (1997); Souza Filho (1999)
		acerola	<i>Malpighia glabra</i>	Malavasi et al. (1980)
		ameixa- japonesa	<i>Eriobothrya japonica</i>	Malavasi et al. (1980)
		ameixa-preta	<i>Prunos sp.</i>	Malavasi et al. (1980)
		ameixa	<i>Prunos domestica</i>	Salles (1995)
		ameixa-do-pará	<i>Spondias sp.</i>	Lima (1934)
amora- de- leite			Lima (1934)	
amora-preta		<i>Rubus sp.</i>	Salles (1995)	
amora-preta		<i>Heliocostylis sp.</i>	Kovaleski (1997)	
araçá-comum		<i>Psidium guinense</i>	Veloso (1997)	
araçá		<i>Psidium cattleianum</i>	Kovaleski (1997)	
araticum.		<i>Annona crassiflora</i>	Veloso (1997)	
araticum.		<i>Annona aff. sericea</i>	Souza Filho (1999)	
araticum-mirim		<i>Rollinia ermagnata</i>	Souza Filho (1999)	
araticum		<i>Rollinia aff. sericea</i>	Souza Filho (1999)	
bacuri-mirim			Souza Filho (1999)	
bacuri		<i>Salacia campestris</i>	Veloso (1997)	
café		<i>Coffea arabica</i>	Ihering (1901); Lima (1926); Malavasi et al. (1980)	
cagaita		<i>Eugenia dysenterica</i>	Veloso (1997)	
caimito mexicano		<i>C. mexicanum</i>	Souza Filho (1999)	
cajá		<i>Spondia purpurea</i>	Malavasi et al. (1980)	
cajá-manga	<i>Spondias dulcis</i>	Souza Filho et al. (2000)		
cambucá	<i>Marlierea edulis</i>	Souza Filho (1999)		

continua...

Tabela 1. Continuação.

Espécie	Hospedeiro		Referências
	Nome vulgar	Nome científico	
Caqui		<i>Diospyros kaki</i>	Malavasi et al. (1980)
carambola		<i>Averrhoa carambola</i>	Malavasi et al. (1980); Bressan & Teles, (1991)
cereja		<i>Malpighia sp.</i>	Malavasi et al. (1980)
cereja-do-rio-grande/cereja-do-mato		<i>Eugenia involucrata</i>	Salles (1995)
chapéu-de-sol		<i>Terminalia catappa</i>	Souza Filho et al. (1997)
curriola		<i>Pouteria ramiflora</i>	Veloso (1997)
feijoa		<i>Eugenia schomburgkii</i>	Malavasi et al. (2000)
goiaba		<i>Psidium guajava</i>	Souza Filho (1999)
goiaba-serrana		<i>Psidium sellowiana</i>	Malavasi et al. (1980); Souza Filho (1999)
goiabão		<i>Eugenia leitonii</i>	Salles (1995)
grão-de-galo		<i>Andira humilis</i>	Souza Filho (1999)
grapefruit		<i>Citrus x paradisi</i>	Veloso (1997)
grumixama		<i>Eugenia brasiliensis</i>	Greene (1934)
gabirola		<i>Campomanesia cambessedeanana</i>	Stone (1942)
gabirola		<i>Campomanesia guaviroba</i>	Veloso (1997)
gabirola		<i>Campomanesia obscura</i>	Souza Filho (1999)
guabirolam		<i>Campomanesia xanthocarpa</i>	Malavasi et al. (1980)
guamirim		<i>Myrceugenia euosma</i>	Salles (1995)
guapeva		<i>Pouteria gardneriana</i>	Kovaleski (1997)
ingá		<i>Inga edulis</i>	Veloso (1997)
jaboticaba		<i>Myrcia jaboticaba</i>	Malavasi et al. (1980)
jaboticaba		<i>Myrciaria cauliflora</i>	Salles (1995)
jambo		<i>Sygium jambos</i>	Hempel (1906); Fonseca (1934)
jambo-amarelo		<i>Jambosia sp.</i>	Souza Filho (1999)
jambo d'água		<i>Syzygium aqueum</i>	Veloso (1997)
kunquat		<i>Fortunella sp.</i>	Souza Filho (1999)
laranja-azeda		<i>Citrus aurantium</i>	Souza Filho et al. (1998)
laranja-de-umbigo		<i>Citrus sp.</i>	Malavasi et al. (1980)
laranja-doce		<i>Citrus sinensis</i>	Salles (1995a)
laranja-japonesa		<i>Fortunella japonica</i>	Malavasi et al. (1980)
laranja-valência		<i>Citrus sp.</i>	Salles (1995)
lima		<i>Citrus linetioides</i>	Salles (1995)
limão-cravo		<i>C. limonia</i>	Salles (1995)
lima-crioulo		<i>Citrus lemon</i>	Souza Filho et al. (1998)
maçã		<i>Malus domestica</i>	Salles (1995)
maçã		<i>Malus sp.</i>	Malavasi et al. (1980)
manga		<i>Mangifera indica</i>	Malavasi et al. (1980)
maracuja		<i>Passiflora alata</i>	Malavasi et al. (1980)

continua...

Tabela 1. Continuação.

Espécie	Hospedeiro		Referência
	Nome vulgar	Nome científico	
	maracujá-silvestre	<i>Passiflora sp.</i>	Kovaleski (1997)
	maria-preta	<i>Diatenopteryx sorbifolia</i>	Salles (1995)
	mata-olho	<i>Cryosophyllum gonocarpum</i>	Salles (1995)
	mexericá-do-rio	<i>Citrus deliciosa</i>	Souza Filho et al. (1998)
	morango	<i>Frugaria-vesca</i>	Salles (1995)
	nêspera	<i>Eryobotria japonica</i>	Hempel (1901; 1906); Souza Filho (1999); Salles, (1995)
	pêra	<i>Pirus communis</i>	Salles (1995)
	pêssego	<i>Prunus persica</i>	Ihering (1901); Hempel (1906); Bressan & Teles (1991); Souza Filho (1999)
	pêssego	<i>Prunus persica</i>	Malavasi et al. (1980)
	pinha-vermelha-de-leite		Lima (1937)
	pitanga	<i>Eugenia uniflora</i>	Hempel (1906); Malavasi et al. (1980)
	pomelo	<i>Citrus maxima</i>	Malavasi et al. (1980)
	serigüela	<i>Spondias purpurea</i>	Veloso (1997)
	sete-copas/ castanhola/ chapéu- de sol	<i>Terminalia catappa</i>	Souza Filho et al. (1997)
	tangerina cravo	<i>Citrus reticulata</i>	Souza Filho et al. (1998)
	toranja	<i>C. grandis</i>	Souza Filho et al. (1998)
	uvaia	<i>Eugenia dodoneifolia</i>	Souza Filho (1997)
	uvaia	<i>Eugenia pyriformis</i>	Malavasi et al. (1980)
<i>Anastrepha manihoti</i>	mandioca serigüela	<i>Manihot esculenta Spondias purpurea</i>	Lima (1937) Fernandes et al. (1986)
<i>Anastrepha obliqua</i>	abiu	<i>Pouteria caimito</i>	Silva (1993)
	acerola	<i>Malpighia punicifolia</i>	Ohashi et al. (1997)
	araçá-comum	<i>Psidium guineense</i>	Veloso (1997)
	araçá-boi	<i>Eugenia stipitata</i>	Silva (1993)
	araçá-pêra	<i>Psidium acutangulum</i>	Silva (1993)
	azeitoinha	<i>Myrcia eximia</i>	Silva (1993)
	café	<i>Coffea arabica</i>	Aguiar (1994); Aguiar-Menezes & Menezes, (1996)
	cagaita	<i>Eugenia dysenterica</i>	Veloso (1997)
	cajá	<i>Spondias dulcis</i>	Stone (1942)
	cajá	<i>Spondias purpurea</i>	Malavasi et al. (1980)
	cajá-manga	<i>Spondias dulcis</i>	Fernandes et al. (1986); Souza Filho (1999)
	cajá-mirim	<i>Spondias venulosa</i>	Malavasi et al. (1980)

continua...

Tabela 1. Continuação.

Espécie	Hospedeiro		Referências
	Nome vulgar	Nome científico	
	Cajarana	<i>Spondias cytherea</i>	Araujo (1997)
	camu-camu	<i>Myrciaria dubia</i>	Silva (1993)
	carambola	<i>Averrhoa carabola</i>	Lima (1934)
	chapéu-de-sol	<i>Terminalia catappa</i>	Souza Filho et al. (1997)
	citrus	<i>Citrus sp.</i>	Bressan & Teles (1991)
		<i>Eugenia schomburgkii</i>	Souza Filho (1999)
	goiaba	<i>Psidium guajava</i>	Souza Filho (1999); Malavasi et al. (1980)
	guavira	<i>Campomanesia sessiflora</i>	Uchôa (1999)
	jaboticaba	<i>Myrciaria cauliflora</i>	Silva (1993)
	jambo	<i>Jambosia sp.</i>	Malavasi et al. (1980)
	jambo	<i>Sygium jambos</i>	Souza Filho (1999)
	kunquat	<i>Fortunella sp.</i>	Souza Filho et al. (1998)
	laranja-azedo	<i>Citrus aurantium</i>	Aguiar-Menezes & Menezes (1996)
	laranja-doce	<i>Citrus sinensis</i>	Aguiar (1994)
	maracujá-azêdo	<i>Passiflora edulis</i>	Malavasi et al. (1980); Souza Filho (1999)
	nêspera	<i>Eryobotria japonica</i>	Hempel (1901 e 1906); Souza Filho (1999)
	pêra-d'água	<i>Syzygium malaccense</i>	Silva (1993)
	pêssego	<i>Prunus persica</i>	Ihering (1901); Hempel (1906); Bressan & Teles (1991); Souza Filho (1999)
	pitanga	<i>Eugenia uniflora</i>	Silva (1993); Malavasi et al. (1980); Hempel (1906)
	seriguela	<i>Spondias purpurea</i>	Malavasi et al. (2000)
	sete-copas/ castanhola/ chapéu- de sol	<i>Terminalia catappa</i>	Silva (1993)
	taperebá	<i>Spondias mombin</i>	Silva (1993)
	ubaia	<i>Eugenia patrisii</i>	Silva & Ronchi-Teles (2000)
	umbu	<i>Spondias tuberosa</i>	Canal (1997)
	umbu-cajá	<i>Spondias sp.</i>	Canal (1997)
	uvaia	<i>Eugenia pyriformis</i>	Veloso (1997); Malavasi et al. (1980)
<i>Anastrepha pickeli</i>	mandioca	<i>Manihot esculenta</i>	Lima (1934)
	maniçoba		Malavasi et al. (2000)
	virote	<i>Quararibea turbinata</i>	Lima (1937)
<i>Anastrepha pseudoparallela</i>	goiaba	<i>Psidium guajava</i>	Souza Filho (1999); Stone (1942); Malavasi et al. (1980)
	maracuja	<i>Passiflora alata</i>	Fonseca (1934); Malavasi et al. (1980)
	maracuja	<i>P. edulis</i>	Malavasi et al. (1980); Souza Filho (1999)
	maracuja	<i>P. quadrangularis</i>	Lima (1934)

continua...

Tabela 1. Continuação.

Espécie	Hospedeiro		Referências	
	Nome vulgar	Nome científico		
<i>Anastrepha serpentina</i>	Abiu	<i>Pouteria caimito</i>	Malavasi et al. (2000)	
	abricó	<i>Manilkara zapotilla</i>	Malavasi et al. (1980)	
	abricó	<i>Mimusops coriacea</i>	Lutz & Lima (1918)	
	abricó-do-pará	<i>Mammea americana</i>	Lima (1934); Malavasi et al. (1980)	
	bacuri	<i>Salacia campestris</i>	Lima (1934); Lima (1937); Veloso (1997)	
	caimito	<i>Chrysophyllum cainito</i>	Souza Filho (1999)	
	caimito mexicano	<i>C. mexicanum</i>	Souza Filho (1999)	
	curriola	<i>Pouteria ramiflora</i>	Veloso (1997)	
	guapeva	<i>Pouteria gardneriana</i>	Veloso (1997)	
	sapoti	<i>Achras zapota</i>	Malavasi et al. (1980)	
	sapoti	<i>Manikara zapota</i>	Lima (1934); Malavasi et al. (1980)	
	<i>Anastrepha serorcula</i>	araçá-comum	<i>Psidium guineense</i>	Veloso (1997)
		café	<i>Coffea arabica</i>	Ihering (1901); Lima (1926); Malavasi et al. (1980)
		cagaita	<i>Eugenia dysenterica</i>	Veloso (1997); Souza Filho (1999)
cajá-mirim		<i>Spondias lútea</i>	Fernandes et al. (1986)	
gabirola		<i>Campomanesia cambessedean</i>	Veloso (1997)	
goiaba		<i>Psidium guajava</i>	Souza Filho (1999); Stone (1942); Malavasi et al. (1980)	
goiabinha		<i>Psidium sp.</i>	Veloso (1997)	
grão-de-galo		<i>Andira humilis</i>	Veloso (1997)	
guavira		<i>Campomanesia sessiflora</i>	Uchôa (1999)	
grumixama		<i>Eugenia brasiliensis</i>	Aguiar (1994)	
jabuticaba		<i>Myrciaria cauliflora</i>	Veloso (1997)	
jambo		<i>Sygium jambos</i>	Souza Filho (1999)	
jambo-amarelo		<i>Jambosia sp.</i>	Veloso (1997)	
jambo d'água		<i>Syzygium aqueum</i>	Souza Filho 1999	
jamelão		<i>Syzygium sp.</i>	Uchoa (1999)	
nêspira		<i>Eriobotrya japonica</i>	Aguiar (1994)	
pêssego		<i>Prunus pérsica</i>	Ihering (1901); Hempel (1906); Bressan & Teles (1991); Souza Filho (1999)	
pitanga		<i>Eugenia uniflora</i>	Malavasi et al. (1980); Hempel (1906)	
serigüela		<i>Spondias purpurea</i>	Veloso (1997)	
uvaia		<i>Eugenia dodoneifolia</i>	Souza Filho (1999)	
uvaia		<i>Eugenia pyriformis</i>	Veloso (1997); Malavasi et al. (1980)	

continua...

Tabela 1. Continuação.

Espécie	Hospedeiro		
	Nome vulgar	Nome científico	
<i>Anastrepha zenilidae</i>	araçá-comum	<i>Psidium guinense</i>	Veloso (1997)
	araçá	<i>Psidium araçá</i>	Araújo et al. (1996)
	cagaita	<i>Eugenia dysenterica</i>	Veloso (1997)
	goiaba	<i>Psidium guajava</i>	Souza Filho (1999); Malavasi et al. (1980)
	goiaba-serrana	<i>P. sellowiana</i>	Zucchi (1979)
	grão-de-galo	<i>Andira humilis</i>	Veloso (1997)
	guapeva	<i>Pouteria gardneriana</i>	Veloso (1997)
	guavira	<i>Campomanesia sessiflora</i>	Uchôa (1999)
	jambo-amarelo	<i>Jambosia sp.</i>	Veloso (1997)
	jamelão	<i>Syzygium sp.</i>	Canal (1997)
	juá	<i>Zizyphus joazeiro</i>	Araujo et al. (1996)
	puçá	<i>Mouriri elliptica</i>	Veloso (1997)
	serigüela	<i>Spondias purpurea</i>	Canal (1997)
	sete-copas/ castanhola/ chapéu- de sol	<i>Terminalia catappa</i>	Uchôa et al. (1997)
	umbu	<i>Spondias sp.</i>	Oliveira et al. (1998)
	<i>Ceratitis capitata</i>	abiu	<i>Pouteria caimito</i>
acerola		<i>Malpighia glabra</i>	Malavasi et al. (1980)
ameixa		<i>Eriobotrya japonica</i>	Malavasi et al. (2000)
ameixa-preta		<i>Prunus sp.</i>	Malavasi et al. (1980)
café		<i>Coffea arabica</i>	Ihering (1901); Lima (1926); Malavasi et al. (1980)
café robusta		<i>C. canephora</i>	Raga et al. (1996)
café sarchimor		<i>C. arabica x C. canephora</i>	Raga et al. (1996)
caimito		<i>Chrysophyllum cainito</i>	Souza Filho (1999)
caimito mexicano		<i>C. mexicanum</i>	Souza Filho (1999)
cajá-manga		<i>Spondias dulcis</i>	Fernandes et al. (1986); Souza Filho (1999)
caju		<i>Anacardium</i>	(1999)
caqui		<i>Diospyros kaki</i>	Malavasi et al. (1980)
carambola		<i>Averrhoa carambola</i>	Malavasi et al. (2000)
castanhola		<i>Terminalia catappa</i>	Alvarenga et al. (2000)
chapéu-de-sol		<i>Terminalia catappa</i>	Souza Filho et al. (1997)
chuchu		<i>Schium edule</i>	Alvarenga et al. (2000)

continua...

Tabela 1. Continuação.

Espécie	Hospedeiro		Referências
	Nome vulgar	Nome científico	
citrus		<i>Citrus sp.</i>	Bressan & Teles (1991)
goiaba		<i>Psidium guajava</i>	Souza Filho (1999); Malavasi et al. (1980)
ingá		<i>Inga affinis</i>	Souza Filho (1999)
jambo		<i>Jambosia sp.</i>	Lima (1926)
jaboticaba		<i>Myrciaria cauliflora</i>	Hempel (1906); Fonseca (1934)
kunquat		<i>Fortunella sp.</i>	Souza Filho et al. (1998)
laranja		<i>Citrus sinensis</i> Osbeck	Ihering (1901); Malavasi et al. (1980)
limão-cravo		<i>C. limonia</i>	Souza Filho et al. (1998)
maçã		<i>Malus sp.</i>	Malavasi et al. (1980)
maracuja		<i>Passiflora alata</i>	Fonseca (1934); Malavasi et al. (1980)
nectarina			Malavasi et al. (2000)
nêspera		<i>Eryobotria japonica</i>	Hempel (1901; 1906); Souza Filho (1999)
pêra		<i>Pyrus communis</i>	Souza Filho (1999)
pêssego		<i>Prunus persica</i>	Ihering (1901); Hempel (1906); Bressan & Teles (1991); Souza Filho (1999)
pomelo		<i>Citrus maxima</i>	Malavasi et al. (2000)
sapoti		<i>Achras zapota</i>	Malavasi et al. (1980)
cerigüela		<i>Spondias purpurea</i>	Alvarenga et al. (2000)
tangerina		<i>Citrus nobilis</i>	Malavasi et al. (2000)
tangerina cravo		<i>C. reticulata</i>	Souza Filho et al. (1998)
toranja		<i>C. grandis</i>	Souza Filho et al. (1998)