



**Governo do Estado de São Paulo**  
Secretaria de Agricultura e Abastecimento  
Agência Paulista de Tecnologia dos Agronegócios  
Instituto Biológico



Documento Técnico 018 - Outubro de 2015 – p.1-16



# Técnica do Inseto Estéril

Renata Imperato<sup>1</sup>; Adalton Raga<sup>1</sup>

Centro Experimental Central do Instituto Biológico, Laboratório de Entomologia  
Econômica, Rodovia Heitor Pentead, km 3, Campinas, SP, CEP 13092-543.

E-mail: [re.imperato@gmail.com](mailto:re.imperato@gmail.com); [adalton@biologico.sp.gov.br](mailto:adalton@biologico.sp.gov.br)

## Introdução

Os métodos de controle de insetos até 1970 se basearam no uso de inseticidas químicos sintéticos, especialmente depois da Segunda Guerra Mundial. O conceito de Manejo Integrado de Pragas (MIP) popularizou-se depois da década de 70, quando o uso de inseticidas sofreu restrições. Na Convenção Internacional de Proteção de Plantas ou *International Plant Protection Convention* (IPPC) ficou estabelecido que a Técnica do Inseto Estéril ou *Sterile Insect Technique* (TIE) é uma estratégia de controle biológico, sendo incorporada aos programas de MIP em grandes áreas ou *Area-Wide Control* (AW-IPM), cujas ações planejadas não são implementadas pelo produtor e sim por uma coordenação gestora do programa, atuando em âmbito regional, além dos limites da propriedade rural ou urbana.

Com o desenvolvimento da TIE, houve também a ampliação e o desenvolvimento de novas áreas na ciência, como: biologia e nutrição de insetos, produção massal de insetos, biologia molecular, comportamento de insetos e modelos de MIP em grandes áreas. A TIE foi a primeira ferramenta de controle biológico empregada para o controle de insetos pragas em grandes áreas (DYCK *et al.*, 2005).

A técnica foi idealizada em 1937, pelo entomologista Edward F. Knipling para o controle da mosca varejeira, *Cochliomyia hominivorax* (Coquerel) (Diptera: Calliphoridae), a qual era considerada um sério problema para a bovinocultura e animais silvestres no sudoeste dos Estados Unidos e, que em 1933, passou a ser encontrada na região sudeste dos EUA (MALAVASI; ZUCCHI, 2000; DIAS; GARCIA, 2014). Uma vez que esse inseto não era exótico, buscou-se eliminar rapidamente a infestação inicial e manter um controle rígido da circulação das boiadas dentro e próximo às áreas infestadas. No entanto, a erradicação ficou comprometida devido à impossibilidade de controle de animais silvestres, hospedeiros principais dessa praga (LINDQUIST, 1955).

No final da década de 30, foi proposto pelo Dr. Knipling (Departamento de Agricultura dos Estados Unidos) o uso de machos estéreis de *C. hominivorax*, visando ao controle ou até mesmo à erradicação da praga. Em 1955, o Dr. Knipling propôs o conceito de liberação de insetos estéreis para controlar populações de pragas de importância agrícola, também considerado um tipo de controle autocida ou genético, no qual a praga é utilizada para seu próprio controle (WALDER, 2000) e que serviu como modelo para o controle de insetos de

importância em saúde pública (WILKE *et al.*, 2009). Segundo a IPPC (FAO, 2005), a TIE é definida como “método de controle de pragas usando liberações inundativas de insetos estéreis em grandes áreas visando reduzir a fertilidade de uma população selvagem da mesma espécie” (DYCK *et al.*, 2005; MASTRANGELO, 2009). Ou seja, a TIE se baseia na criação massiva da praga em meio artificial, esterilização por radiação e liberação de grandes números de insetos estéreis, para que a cópula com indivíduos selvagens resulte em gerações inviáveis, reduzindo o potencial reprodutivo das populações e, quando feitas liberações constantes, chegar à erradicação da praga (MORELLI, 2008; DIAS; GARCIA, 2014).

Para garantir a viabilização de um programa de erradicação de um inseto-praga, a aplicação da TIE deve ser realizada principalmente em regiões onde existe isolamento geográfico, sendo efetiva quando aplicada em grandes áreas, tendo em vista a população total da praga e não em pequenos talhões ou propriedades rurais isoladamente. Barreiras fitossanitárias devem ser realizadas, devido ao risco de reinfestações em regiões sem isolamento (DIAS; GARCIA, 2014). A TIE se viabiliza com o uso prévio de técnicas adicionais em grandes áreas, como o controle químico e o controle biológico inundativo com parasitoides. Além de viabilizar os programas de erradicação e supressão de pragas, a TIE é uma ferramenta valiosa em procedimentos quarentenários, quando visa estratégias de prevenção, contenção e exclusão de espécies pragas.

### **Técnicas de Esterilização**

Segundo a Organização das Nações Unidas para Alimentação e Agricultura (FAO, 2005), um inseto estéril é definido como “um inseto, resultado de um tratamento apropriado, que é incapaz de produzir proles viáveis”.

A esterilização de insetos realizada nos programas de TIE, tradicionalmente, não é feita por meio de quimioesterilizantes, uma vez que estes podem levar a problemas oncológicos e tóxicos dos organismos, aparecimento de resistência por parte dos insetos tratados e agressão ao meio ambiente (LABREQUE; SMITH, 1968; MASTRANGELO, 2009).

KNIPLING (1959) definiu a quimioesterilização como um método mais eficiente, pois interrompe a reprodução de populações naturais da praga. A esterilização química aplicada na forma de isca visa esterilizar os indivíduos no campo, sem a necessidade de criação massal do inseto. Os quimioesterilizantes são compostos que interferem no potencial reprodutivo de organismos que se reproduzem sexualmente e podem ser

aplicados diretamente sobre o inseto ou incorporados ao alimento. Exemplos de quimioesterilizantes: agentes alquilantes, antimetabólitos, organotinas, antibióticos, alcaloides, triazina e outros (DYCK *et al.*, 2005; SAZAKI, 2006). De acordo com MEYER (2003), são conhecidas cerca de 400 substâncias químicas que causam esterilidade reprodutiva nos insetos. Alguns desses compostos atuam como inibidores de desenvolvimento ovariano ou indutores de alterações na estrutura química dos ácidos nucleicos, DNA e RNA. Essas mutações interferem na divisão celular ou impedem o desenvolvimento embrionário normal.

Até a década de 70, os esterilizantes químicos mais utilizados em pesquisas laboratoriais para o controle de insetos eram agentes alquilantes e nitrofuranos. Entretanto, devido aos efeitos mutagênicos, carcinogênicos e indutores de esterilidade sexual em mamíferos, sendo considerada inviável sua aplicação prática (LABRECQUE; KELLER, 1965). O emprego desses compostos pode comprometer a técnica de esterilização devido à degradação temporal, indução de resistência ou escape da praga.

Atualmente, o método mais empregado para a esterilização de insetos e ácaros é por radiação ionizante, proveniente de radioisótopos como  $\text{Co}^{60}$  e  $\text{Cs}^{137}$ , elétrons gerados por aceleradores que operem abaixo de 10MeV, e raios X gerados por feixe de elétrons de energia abaixo de 5MeV (WALDER, 2000; MASTRANGELO, 2009).

Na Tabela 1 é apresentada a lista de espécies de artrópodes em que a literatura disponibiliza dados sobre doses esterilizantes por radiação gama, tratados nas fases imaturas ou adulta. As doses de radiação necessárias para induzir esterilidade variam grandemente entre grupos de artrópodes e entre as fases do organismo em que é tratado. A variação é menor entre espécies do mesmo gênero.



Figura 1 – Produção massal de larvas de *Ceratitis capitata* sob dieta artificial conduzida em biofábricas de insetos estéreis  
(Foto: Adalton Raga)

Segundo HOOPER (1971), nêutrons são mais efetivos que raios X e gama para a esterilização de insetos. No entanto, nêutrons podem facilmente induzir a radioatividade e, pela imobilidade e difícil disponibilidade de reatores nucleares (fonte usual de nêutrons), seu uso seria inviável na maioria dos projetos envolvendo a TIE (MASTRANGELO, 2009).

**Tabela 1. Espécies de diferentes grupos de artrópodes que possuem, na literatura internacional, doses mínima e máxima requeridas para radioesterilização (IAEA, 2013).**

Ordem	Espécie
Acari	<u>Acarus siro</u> , <u>Aleuroglyphus ovatus</u> , <u>Amblyomma americanum</u> , <u>Amblyomma variegatum</u> , <u>Argas persicus</u> , <u>Boophilus microplus</u> , <u>Brevipalpus chilensis</u> , <u>Brevipalpus phoenicis</u> , <u>Hyalomma anatolicum</u> , <u>Hyalomma dromedarii</u> , <u>Ornithodoros tholozani</u> , <u>Panonychus citri</u> , <u>Rhipicephalus appendiculatus</u> , <u>Rhizoglyphus echinopus</u> , <u>Siteroptes graminum</u> , <u>Tetranychus arabis</u> , <u>Tetranychus urticae</u> , <u>Tyrophagus putrescentiae</u>
Araneae	<u>Argiope keyserlingi</u> , <u>Holocnemus pluchei</u> , <u>Stegodyphus lineatus</u>
Coleoptera	<u>Acanthoscelides obtectus</u> , <u>Aethina tumida</u> , <u>Amphimallon majalis</u> , <u>Anobium punctatum</u> , <u>Anoplophora glabripennis</u> , <u>Anthonomus grandis</u> , <u>Attagenus piceus</u> , <u>Attagenus unicolor</u> , <u>Callosobruchus analis</u> , <u>Callosobruchus chinensis</u> , <u>Callosobruchus maculatus</u> , <u>Conotrachelus nenuphar</u> , <u>Cryptolestes ferrugineus</u> , <u>Cryptolestes pusillus</u> , <u>Cryptolestes turcicus</u> , <u>Cylas formicarius elegantulus</u> , <u>Dermestes maculatus</u> , <u>Diabrotica virgifera virgifera</u> , <u>Diaprepes abbreviatus</u> , <u>Epilachna varivestis</u> , <u>Euscepes postfasciatus</u> , <u>Hypera postica</u> , <u>Ips confusus</u> , <u>Ips typographus</u> , <u>Lasioderma serri-corne</u> , <u>Latheticus oryzae</u> , <u>Leptinotarsa decemlineata</u> , <u>Lyctus brunneus</u> , <u>Melanotus okinawensis</u> , <u>Melolontha melolontha</u> , <u>Onthophagus texanus</u> , <u>Oryzaephilus surinamensis</u> , <u>Palembus dermestoides</u> , <u>Phlyctinus callosus</u> , <u>Pissodes strobi</u> , <u>Popillia japonica</u> , <u>Prostephanus truncatus</u> , <u>Rhynchophorus ferrugineus</u> , <u>Rhyzopertha dominica</u> , <u>Sitophilus granarius</u> , <u>Sitophilus oryzae</u> , <u>Sitophilus sasakii</u> , <u>Sitophilus zeamais</u> , <u>Sphenophorus levis</u> , <u>Stegobium paniceum</u> , <u>Sternochetus frigidus</u> , <u>Tenebrio molitor</u> , <u>Tenebrio obscurus</u> , <u>Tenebriodes mauritanicus</u> , <u>Tribolium anaphe</u> , <u>Tribolium brevicornis</u> , <u>Tribolium castaneum</u> , <u>Tribolium confusum</u> , <u>Tribolium destructor</u> , <u>Tribolium freemani</u> , <u>Tribolium madens</u> , <u>Trogoderma glabrum</u> , <u>Trogoderma granarium</u> , <u>Trogoderma inclusum</u> , <u>Xyleborus atratus</u> , <u>Xyleborus perforans</u> , <u>Xyleborus semiopacus</u> , <u>Xylosandrus compactus</u> , <u>Xylosandrus crassiusculus</u> , <u>Xylosandrus germanus</u> , <u>Zabrotes subfasciatus</u>
Dictyoptera	<u>Blaberus craniifer</u> , <u>Blattella germanica</u> , <u>Nauphoeta cinerea</u> , <u>Periplaneta americana</u>

Tabela 1. Continuação

Ordem	Espécie
Diptera	<u>Aedes aegypti</u> , <u>Aedes albopictus</u> , <u>Anastrepha fraterculus</u> , <u>Anastrepha grandis</u> , <u>Anastrepha ludens</u> , <u>Anastrepha obliqua</u> , <u>Anastrepha serpentina</u> , <u>Anastrepha striata</u> , <u>Anastrepha suspensa</u> , <u>Anopheles albimanus</u> , <u>Anopheles arabiensis</u> , <u>Anopheles coluzzii</u> , <u>Anopheles coluzzii</u> , <u>Anopheles gambiae</u> , <u>Anopheles maculipennis atroparvus</u> , <u>Anopheles messeae</u> , <u>Anopheles pharoensis</u> , <u>Anopheles quadrimaculatus</u> , <u>Anopheles stephensi</u> , <u>Bactrocera correcta</u> , <u>Bactrocera cucumis</u> , <u>Bactrocera cucurbitae</u> , <u>Bactrocera dorsalis</u> , <u>Bactrocera invadens</u> , <u>Bactrocera minax</u> , <u>Bactrocera oleae</u> , <u>Bactrocera philippinensis</u> , <u>Bactrocera tryoni</u> , <u>Bactrocera tsuneonis</u> , <u>Bactrocera zonata</u> , <u>Ceratitis capitata</u> , <u>Ceratitis rosa</u> , <u>Chrysomya bezziana</u> , <u>Chrysomya megacephala</u> , <u>Cochliomyia hominivorax</u> , <u>Culex pipiens fatigans</u> , <u>Culex pipiens molestus</u> , <u>Culex pipiens pipiens</u> , <u>Culex pipiens quinquefasciatus</u> , <u>Culex tarsalis</u> , <u>Culex tritaeniorhynchus</u> , <u>Dacus ciliatus</u> , <u>Delia antiqua</u> , <u>Delia radicum</u> , <u>Dermatobia hominis</u> , <u>Drosophila melanogaster</u> , <u>Drosophila suzukii</u> , <u>Drosophila virilis</u> , <u>Exorista sorbillans</u> , <u>Fannia canicularis</u> , <u>Glossina austeni</u> , <u>Glossina brevipalpis</u> , <u>Glossina fuscipes fuscipes</u> , <u>Glossina morsitans morsitans</u> , <u>Glossina morsitans submorsitans</u> , <u>Glossina pallidipes</u> , <u>Glossina palpalis gambiensis</u> , <u>Glossina palpalis palpalis</u> , <u>Glossina tachinoides</u> , <u>Haematobia irritans</u> , <u>Hippelates pusio</u> , <u>Hypoderma bovis</u> , <u>Hypoderma lineatum</u> , <u>Liriomyza br- yoniae</u> , <u>Liriomyza trifolii</u> , <u>Lucilia cuprina</u> , <u>Lucilia sericata</u> , <u>Musca autumnalis</u> , <u>Musca domestica</u> , <u>Piophilha casei</u> , <u>Psila rosae</u> , <u>Rhagoletis cerasi</u> , <u>Rhagoletis indifferens</u> , <u>Rhagoletis pomonella</u> , <u>Sarcophaga bullata</u> , <u>Sciara coprophila</u> , <u>Stomoxys calcitrans</u> , <u>Stomoxys nigra</u>
Hemiptera	<u>Aspidiotus destructor</u> , <u>Bemisia argentifolii</u> , <u>Bemisia tabaci</u> , <u>Brachycorynella asparagi</u> , <u>Circulifer tenellus</u> , <u>Clavigralla tomentosicollis</u> , <u>Dysdercus koenigii</u> , <u>Eurygaster austriaca</u> , <u>Eurygaster maura</u> , <u>Gonocerus acuteangulatus</u> , <u>Maconellicoccus hirsutus</u> , <u>Myzus persicae</u> , <u>Nezara viridula</u> , <u>Nilaparvata lugens</u> , <u>Oncopeltus fasciatus</u> , <u>Panstrongylus megistus</u> , <u>Perkinsiella saccharicida</u> , <u>Planococcus citri</u> , <u>Planococcus minor</u> , <u>Pseudaulacaspis pentagona</u> , <u>Pseudococcus comstocki</u> , <u>Rhodnius prolixus</u> , <u>Trialeurodes vaporariorum</u> , <u>Triatoma infestans</u>
Hymenoptera	<u>Apis mellifera</u> , <u>Bracon hebetor</u> , <u>Dahlbominus fuscipennis</u> , <u>Linepithema humile</u> , <u>Mormoniella vitripennis</u> , <u>Pheidole megacephala</u>
Lepidoptera	<u>Adoxophyes orana</u> , <u>Agrotis segetum</u> , <u>Amorbia emigratella</u> , <u>Amyelois transitella</u> , <u>Bombyx mandarina</u> , <u>Bombyx mori</u> , <u>Cactoblastis cactorum</u> , <u>Chilo auricilius</u> , <u>Chilo partellus</u> , <u>Chilo suppressalis</u> , <u>Choristoneura fumiferana</u> , <u>Clepsidra spectrana</u> , <u>Corcyra cephalonica</u> , <u>Crocidolomia binotalis</u> , <u>Cryptophlebia illepada</u> , <u>Cryptophlebia ombrodelta</u> , <u>Cydia pomonella</u> , <u>Diacrisia obliqua</u> , <u>Diatraea saccharalis</u> , <u>Earias insulana</u> , <u>Earias vittella</u> , <u>Ectomyelois ceratoniae</u> , <u>Eldana saccharina</u> , <u>Ephestia calidella</u> , <u>Ephestia cautella</u> , <u>Ephestia kuehniella</u> , <u>Episimus unguiculus</u> , <u>Eupoecilia ambiguella</u> , <u>Galleria mellonella</u> , <u>Grapholita molesta</u> , <u>Helicoverpa armigera</u> , <u>Helicoverpa assulta</u> , <u>Helicoverpa virescens</u> , <u>Helicoverpa zea</u> , <u>Hyphantria cunea</u> , <u>Leguminivora glycinivorella</u> , <u>Leucoptera coffeella</u> , <u>Lymantria dispar</u> , <u>Manduca sexta</u> , <u>Opogona sacchari</u> , <u>Ostrinia furnacalis</u> , <u>Ostrinia nubilalis</u> , <u>Pectinophora gossypiella</u> , <u>Pexicopia malvella</u> , <u>Phthorimaea operculella</u> , <u>Pieris brassicae</u> , <u>Platynota stultana</u> , <u>Plodia interpunctella</u> , <u>Plutella xylostella</u> , <u>Rhyacionia buoliana</u> , <u>Sesamia inferens</u> , <u>Sesamia nonagrioides</u> , <u>Sitotroga cerealella</u> , <u>Spodoptera exigua</u> , <u>Spodoptera frugiperda</u> , <u>Spodoptera littoralis</u> ,

Tabela 1. Continuação

Ordem	Espécie
Lepidoptera	<u>Spodoptera litura</u> , <u>Stenoma catenifer</u> , <u>Teia anartoides</u> , <u>Thaumatotibia leucotreta</u> , <u>Thaumatopoea pithyocampa</u> , <u>Trichoplusia ni</u> , <u>Tuta absoluta</u> , <u>Xestia c-nigrum</u> , <u>Zeuzera pyrina</u>
Orthoptera	<u>Schistocerca gregaria</u>
Psocoptera	<u>Liposcelis bostrychophila</u> , <u>Liposcelis entomophila</u> , <u>Liposcelis paeta</u>
Thysanoptera	<u>Frankliniella occidentalis</u> , <u>Thrips palmi</u> , <u>Thrips tabaci</u>

Quando é realizada a irradiação de materiais biológicos, há a formação de radicais livres, levando a quebras nos cromossomos. Essas quebras, quando ocorrem nas células germinativas, levam à indução de mutações letais dominantes nos óvulos e espermatozoides (LACHANCE, 1967; CURTIS, 1971).

A esterilidade sexual pode ser induzida pela exposição das pupas aos raios gama, danificando os cromossomos presentes no esperma do adulto. Quando os óvulos das fêmeas selvagens são fertilizados com o esperma de machos irradiados, a divisão celular é interrompida e o embrião morre. Se um número suficiente de machos estéreis é liberado na natureza por algumas gerações, o sucesso reprodutivo da população selvagem pode ser progressivamente reduzido e até mesmo extinto. A esterilidade pode ser causada por infecundidade nas fêmeas, aspermia ou inativação espermática dos machos, pela inabilidade de acasalar ou mutação letal dominante (MLD) nas células reprodutivas. A esterilidade devido à mutação letal dominante é o único tipo de esterilidade usado com sucesso até agora (MASTRANGELO, 2009).

Os insetos esterilizados pela irradiação podem ser liberados imediatamente após terem sido tratados, pois a irradiação não deixa resíduos nocivos e pode ser realizada com os insetos já embalados para liberação. Técnicas físico-químicas podem ser adotadas, durante a irradiação, a fim de minimizar efeitos colaterais na biologia e comportamento do inseto, principalmente sobre a longevidade, comportamento sexual e dispersão, sem prejudicar a eficiência da esterilização (BAKRI *et al.*, 2005; MASTRANGELO, 2009). Os insetos estéreis são liberados por aviões, helicópteros ou girocópteros.

Nos programas de TIE, moscas da família Tephritidae são irradiadas 1 ou 2 dias antes da emergência do adulto, pois se irradiadas em idades pupais mais novas, podem não alcançar o efeito desejado. No caso específico de machos, a irradiação realizada 2 dias antes da emergência causa esterilidade porque a espermatogênese já foi completada. Em Tephritidae, geralmente a esterilidade é alcançada com exposição entre 30 e 120 Gy, dependendo da espécie de moscas-das-frutas.

## Princípios matemáticos da TIE

KNIPLING (1955) desenvolveu o modelo teórico envolvendo a liberação de insetos estéreis no qual, em uma área isolada, estimou-se uma população natural de 2 milhões de insetos, sendo metade deles fêmeas em equilíbrio natural com o ambiente e taxa de crescimento igual a 1 (um). A proposta consistia em que, a cada geração, 2 milhões de machos estéreis deveriam ser liberados para competir com os selvagens pelo acasalamento. Assim, dois terços das fêmeas acasaliariam com machos estéreis, reduzindo o potencial reprodutivo da população mista. Segundo esse autor, nem todo inseto pode ser controlado pela TIE, devendo considerar os seguintes requisitos: (1) existência de técnicas de criação de milhões de insetos e que sejam economicamente viáveis, (2) os insetos estéreis devem ser de rápida dispersão, (3) a irradiação deve produzir a esterilidade sem afetar o comportamento do inseto, (4) as fêmeas devem se acasalar apenas uma vez, e (5) o inseto a ser controlado, em alguma fase do seu ciclo, deve apresentar baixa população.

Quando uma população está sob condições favoráveis, ela crescerá numericamente até que a competição intraespecífica se torne um fator limitante (DYCK *et al.*, 2005). KNIPLING (1964) assumiu que, na ausência de práticas de controle, a taxa de crescimento populacional da maioria das pragas aumenta cinco vezes por geração. Levando em consideração esse novo fator, a introdução de insetos estéreis na população selvagem na proporção 2:1 não causaria a erradicação da praga e sim uma redução na taxa de crescimento. Com isso, um novo modelo matemático foi proposto, considerando a taxa de crescimento de cinco vezes superior, liberando-se um número de insetos estéreis nove vezes superior à população selvagem (9:1). Com liberações sistemáticas de insetos estéreis no mesmo ecossistema, após cinco gerações a população nativa seria erradicada, sendo necessária a liberação consecutiva de 45 milhões de insetos estéreis.

Knipling calculou o crescimento populacional hipotético de mosca-da-bicheira, *Cochliomyia hominivorax* (Coquerel), utilizando a TIE (Tabela 2), assumindo que a espécie tem a capacidade de aumentar cinco vezes em cada geração.

## Aplicações da Técnica do Inseto Estéril

O primeiro teste aplicando a TIE foi realizado nas Ilhas de Sanibel e Captiva, localizadas no Golfo do México, no estado da Flórida, em 1952-1953, visando reduzir a população nativa da mosca varejeira por meio da liberação de insetos estéreis. Após oito semanas de liberações, em uma razão de 40 machos estéreis por km<sup>2</sup>, a população nativa de varejeiras nas referidas ilhas foi erradicada. Três meses mais tarde houve reinfestação, devido à proximidade das ilhas ao continente (BAUMHOVER *et al.*, 1955; WALDER, 2000; DYCK *et al.*, 2005).

**Tabela 2. Tendência de uma população hipotética de inseto quando sujeita à liberação de insetos estéreis da mesma espécie, supondo um aumento intrínseco populacional de cinco vezes (KNIPLING, 1968).**

Geração	População (Pop.) natural sem controle	População	Controlada	Taxa de Estéril/Fértil
		Pop. Natural	Pop. Estéril	
1	1.000.000	1.000.000	9.000.000	9:1
2	5.000.000	500.000	9.000.000	18:1
3	25.000.000	131.625	9.000.000	68:1
4	125.000.000	9535	9.000.000	942:1
5	625.000.000	50	9.000.000	180.000:1

Para evitar uma reinfestação, procurou-se um local isolado de áreas próximas que estivessem infestadas, escolhendo-se a ilha de Curaçao, localizada a 70 km da costa da Venezuela. Em agosto de 1954 iniciaram as liberações de machos estéreis (156/km<sup>2</sup>/ semana) e, em janeiro de 1955, as liberações foram interrompidas, dando-se por erradicada a varejeira de toda a ilha, confirmando a hipótese de que ela poderia ser erradicada na região leste americana. A erradicação da mosca varejeira no sudeste americano deu-se em 1959, em Porto Rico, em 1975, e no sul da Califórnia, em 1979. Em 25 de fevereiro de 1991 o México foi oficialmente declarado livre da varejeira e Belize em junho de 1992. Em 1991 foi erradicada no Líbano e na África em cerca de 40.000 km<sup>2</sup> anteriormente infestados (WALDER, 2000).

Segundo WILKE; MARRELLI (2012), o mosquito *Anopheles albimanus* Wiedemann também foi controlado com sucesso em campo em El Salvador, com o uso de mosquitos quimioesterilizados.

Um grande programa de erradicação das espécies de mosca tsé-tsé *Glossina* spp. está sendo conduzido nos países da África e coordenado pela Agência Internacional de Energia Atômica. Conhecida como mosca do sono, por transmitir protozoários do gênero *Trypanosoma* a humanos e animais, as fêmeas desse grupo são larvíparas. *Glossina palpalis palpalis* Robineau-Desvoidy, *G. palpalis gambiensis* Vanderplank, *G. morsitans morsitans* Westwood e *G. tachinoides* Westwood foram erradicadas em regiões da Nigéria (KLASSEN; CURTIS, 2005).

A partir de 1971, tentou-se utilizar a TIE para a erradicação do bicudo-do-algodoeiro *Anthonomus grandis* Boheman no sul dos Estados Unidos e México, mas a aplicação de 80Gy, dose necessária para esterilizar esses coleópteros, afeta a produção de feromônio da espécie. Em substituição aos insetos estéreis, o Departamento de Agricultura dos Estados Unidos tem empregado com sucesso armadilhas com feromônio, práticas culturais e inseticidas (EL-LISSY; GREFENSTETTE, 2007).

Os mosquitos (Diptera: Culicidae) são importantes vetores de doenças, como malária (protozoário),

dengue e febre amarela (vírus), além de zoonoses (dirofilariose). No controle de espécies de mosquitos transmissores da malária e da dengue, pode-se também utilizar insetos estéreis. Espécies de *Anopheles* e *Aedes* empregam diferentes estratégias para encontrar fêmeas. Os mosquitos machos alimentam-se de substâncias derivadas de plantas ao invés de sangue. Os estudos de comportamento foram fundamentais para viabilizar os programas de TIE em países da África e Europa, patrocinados pela Agência Internacional de Energia Atômica (LEES *et al.*, 2014).

### **Aplicações e Benefícios da Técnica do Inseto Estéril no Controle de Mosca-das-Frutas**

As moscas-das-frutas foram candidatas a programas de erradicação em várias partes do mundo, devido a sua grande importância econômica e facilidade de criação massal (WALDER, 2000). Qualquer programa de TIE começa com o estabelecimento de colônias e criação massal de machos (Fig. 1), seguidos de esterilização, transporte e liberação desses machos na população alvo (LEES *et al.* 2014).

No mundo, pelo menos 20 programas de manejo integrado de pragas em grandes áreas (AW-IPM) integram a TIE no controle de mosca-das-frutas, sendo agrupados em: 1) erradicação, que consiste na eliminação de uma praga em uma determinada área; 2) supressão, que é a redução da população da praga; 3) contenção, a qual faz uso de medidas para evitar a reintrodução da praga (FAO, 2002; DYCK *et al.*, 2005).

O primeiro teste com moscas-das-frutas a campo foi realizado em 1960 no Havaí, visando à espécie exótica conhecida como mosca-do-mediterrâneo *Ceratitis capitata* (Wied.) (Fig. 2). Durante 13 meses, uma área piloto recebeu semanalmente insetos estéreis, reduzindo a população selvagem a 90%. Não houve erradicação da espécie, uma vez que a área estava sujeita à migração de moscas férteis de locais vizinhos (WALDER, 2000). Nesse primeiro teste foram liberados machos e fêmeas estéreis, pois não era possível a separação dos sexos antes da emergência dos adultos, havendo assim grande probabilidade dos machos estéreis copularem com as fêmeas estéreis e não com fêmeas selvagens, o que diminuiria a eficiência da TIE (DIAS; GARCIA, 2014).

Na década de 80 foi desenvolvida, por geneticistas da unidade de Entomologia da Agência Internacional de Energia Atômica (IAEA), em Viena, uma linhagem mutante de *C. capitata*, em que as pupas fêmeas eram brancas e as pupas dos machos preservavam a mesma cor marrom selvagem (Fig. 3), viabilizando a separação das pupas e permitindo a liberação apenas de machos estéreis no campo. Na década de 90, foi desenvolvida sobre a “pupa-branca” uma mutação, na qual as fêmeas possuem sensibilidade letal a alta temperatura. A partir disso, a separação dos sexos passou a ser realizada mediante a exposição dos ovos dessa linhagem a uma temperatura de 34°C por 24 horas (PARANHOS, 2005; DYCK *et al.*, 2005; FRANZ, 2005; DIAS; GARCIA, 2014). Com essa tecnologia disponível foi possível diminuir os custos de produção de insetos estéreis nas biofábricas, pois somente machos de *C. capitata* passaram a ser criados em dieta artificial nos lotes destinados à liberação.

Dentre os programas de erradicação ou supressão populacional de mosca-das-frutas em andamento



Figura 2 – Macho de *Ceratitidis capitata* (Foto: Leonardo Tambones Galdino)



Figura 3 – Pupas de *Ceratitidis capitata* (Foto: Adalton Raga)

destacam-se o Programa *Moscamed* (mosca-do-mediterrâneo) realizado no México e na Guatemala, e o Programa *Moscafruit* no México, além dos programas de erradicação da mosca-do-mediterrâneo do Chile e de

Mendoza, Argentina (WALDER, 2000).

Após a detecção da mosca-do-mediterrâneo na Guatemala e no México, em 1976, foi criado o programa *Moscamed*, com o apoio dos governos da Guatemala, México e EUA, com o suporte da FAO e da IAEA, visando estabelecer uma barreira de contenção na fronteira entre a Guatemala e o México. Em 1982, *C. capitata* foi erradicada de uma área de 640.000 hectares no estado de Chiapas, no México. Esta foi a primeira vez que uma população de moscas-das-frutas foi erradicada em nível continental. O programa mantém a barreira de contenção com sucesso, sendo que várias outras áreas da Guatemala já foram certificadas como zona livre da praga (WALDER, 2000, MASTRANGELO, 2009).

Com a implantação do programa *Moscamed*, foi construída a maior fábrica de mosca-do-mediterrâneo no mundo em Tapachula, México, produzindo o primeiro lote de moscas estéreis, que teve liberação em julho de 1979. Em paralelo com a liberação de insetos estéreis, foram utilizados outros métodos de controle, como: aspersões de inseticidas com proteínas, destruição dos frutos infestados e armadilhas, proporcionando uma redução da área infestada de 3,1 milhões de hectares em 1979 para 0,35 milhões em 1981 (WALDER, 2000). Atualmente, a unidade da Guatemala é a maior biofábrica, com produção de 800 milhões de moscas estéreis por semana.

Nas ilhas do sudoeste do Japão, entre as regiões de Kagoshima e Okinawa, a mosca-do-melão, *Bactrocera cucurbitae* Coquillett, foi erradicada pela aplicação da TIE. O programa de erradicação foi iniciado em 1972, abrangendo uma área de 225.000 hectares. Para reduzir a alta população selvagem inicial, foi empregada a técnica de aniquilação de machos, amplamente utilizada em espécies do gênero *Bactrocera*, utilizando-se iscas preparadas com inseticida e metil-eugenol. Essa tática inicial facilitou o emprego sequencial da TIE para *B. cucurbitae* por exigir menor liberação de insetos estéreis. Após 21 anos de condução do programa, que contou com a construção de uma nova fábrica com produção 200 milhões de moscas por semana, em outubro de 1993 a mosca-do-melão foi declarada erradicada do Japão. Nesse programa foram gastos US\$ 170 milhões. Por outro lado, a quebra de barreira quarentenária para o comércio de frutas e olerícolas, aliada aos benefícios da não-agressão ao meio ambiente pela TIE (WALDER, 2000; ENKERLIN, 2005), já que em longo prazo devido à erradicação de espécies pragas exóticas já não se faziam necessárias aplicações de inseticidas.

O programa de erradicação da mosca-do-mediterrâneo no Chile teve início em 1963. A partir de 1987, a TIE foi implementada por meio de insetos importados do Havaí, Guatemala e México. Após a construção de uma biofábrica própria, com uma liberação semanal de 16 milhões de insetos estéreis na cidade de Arica e Vale de Azapa, *C. capitata* foi declarada erradicada dessa região em dezembro de 1995 (MAG/SAG, 1995; WALDER, 2000). A cada ano são gastos cerca de US\$ 4 milhões pelo governo chileno para manter o país livre de moscas-das-frutas, sendo a relação benefício/custo em torno de 17:1. Se a mosca-das-frutas fosse reintroduzida apenas na região metropolitana do Chile, o custo seria de cerca de US\$ 78 milhões/ano, com a perda de mercado nos EUA (LINDQUIST; ENKERLIN, 2000; MASTRANGELO, 2009). Na Argentina, a biofábrica

de *C. capitata* está localizada em Mendoza, sendo mantida pelo *Instituto de Sanidad y Calidad Agropecuaria de Mendoza (IscaMEN)*, com a liberação de 240 milhões de moscas estéreis por semana. Essa produção também abastece outras regiões de produção frutícola da Argentina.

### Técnica do Inseto Estéril no Brasil

No Brasil, a biofábrica *Moscamed* foi implantada em Juazeiro (BA) em 2005, onde a TIE é direcionada para o controle de *C. capitata* (PARANHOS, 2005). Sua localização é estratégica uma vez que o submédio do Vale do São Francisco é responsável por mais de 95% das exportações de manga e uva do país. Além disso, o fato dessa região apresentar outras espécies de moscas-das-frutas [*Anastrepha obliqua* Macquart e *A. fraterculus* (Wied.)] consideradas pragas de importância quarentenária em alguns países como EUA, Japão, Europa e Ásia, implica na necessidade de manter a população de moscas-das-frutas na região em baixa prevalência, ou seja, com índice de Mosca/Armadilha/Dia menor que 1,0 (MAD <1,0) (MALAVASI; NASCIMENTO, 2003).

O Brasil iniciou em 2012 a produção e liberação de mosquitos (*Aedes aegypti*) estéreis em áreas testes, a partir de insetos produzidos na biofábrica *Moscamed* em Juazeiro (BA).

Em setembro de 2015, o Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento lançou o Programa Nacional de Combate às Moscas-das-Frutas, visando à instalação e manutenção de sistemas de mitigação de risco, certificação e programas de erradicação. Neste caso, o programa objetiva implementar ações de erradicação de *Ceratitís capitata* e *Anastrepha fraterculus* em zonas de produção e exportação de frutas, buscando fornecer frutos sadios e garantir segurança quarentenária aos países importadores (Fig. 4).

A TIE ainda é uma opção estratégica ainda pouca explorada no Brasil, possivelmente porque exige



Figura 4 – Laranjas sadias em áreas com manejo de moscas-das-frutas (Foto: Adalton Raga)

instituições públicas e privadas interagindo continuamente com o setor produtivo e a sociedade, viabilizando o aporte de recursos em longo prazo. No entanto, o sucesso dessa técnica em todo o mundo incentiva o incremento dos programas oficiais de manejo e erradicação de pragas em agroecossistemas e comunidades rurais e urbanas.

## Referências

- BAKRI, A.; HEATHER, N.; HENDRICH, J.; FERRIS, I. Fifty years of radiation biology and entomology: lessons learned from IDIDAS. *Annals of Entomological Society of America*, Columbus, v.98, n.1, p.1-12, 2005.
- BAUMHOVER, A.H.; GRAHAM, A.J.; BITTER, B. A.; HOPKINS, D.E.; NEW, W.D.; DUDLEY, F.H.; BUSHLAND, R.C. Screw-worm control through release of sterilized flies. *Journal of Economic Entomology*, Lanham v. 48, n.1 p. 462-466, 1955.
- CURTIS, C.F. Induced sterility in insects. *Advances in Reproductive Physiology*, London, v.5, p.120-165, 1971.
- DIAS, N.P; GARCIA, F.R.M. Fundamentos da Técnica do Inseto Estéril (TIE) para o controle de moscas das frutas (Diptera, Tephritidae). *Biológico*, São Paulo, v.76, n.1, p.58-62, 2014.
- DYCK, V.A; HENDRICH, J.; ROBINSON, A.A. *Sterile Insect Technique: Principles and Practice in Area – Wide Integrated Pest Management*. Berlin: Springer, 2005. 787p.
- EL-LISSY, O.; GREFFENSTETTE, B. Progress of boll weevil *Anthonomus grandis* eradication in the United States of America, 2005. In: VREYSEN, M.J.B; ROBINSON, A.A.; HENDRICH, J. *Area-wide control of insect pests*. Dordrecht: Springer, 2007. p.547-558.
- ENKERLIN, W.R. Impact of Fruit Fly Control Programmes. In DYCK, V.A; HENDRICH, J.; ROBINSON, A.A. *Sterile insect technique: principles and practice in area-wide integrated pest management*. Berlin: Springer, 2005. p. 651-700
- FAO. *Glossary of phytosanitary terms*. Reference Standard. Rome: FAO/IPPC, 2002 (ISPM/NIMP/NIMF, 5).
- FAO. *Glossary of phytosanitary terms*. Provisional additions. Rome: FAO/IPPC, 2005.
- FRANZ, G. Genetic sexing strains in mediterranean fruit fly, an example for other species amenable to large-scale rearing for the Sterile Insect Technique. In: DYCK, V.A; HENDRICH, J.; ROBINSON, A.A. *Sterile insect technique: principles and practice in area- wide integrated pest management*. Berlin: Springer, 2005. p. 427-451.
- HOOPER, G.H.S. Sterilization and competitiveness of the mediterranean fruit fly after irradiation of pupae with fast neutrons. *Journal of Economic Entomology*, College Park, v.64, n.6, p. 1369-1372, 1971.
- INTERNATIONAL ATOMIC ENERGY AGENCY - IAEA. International Database on Insect Disinfestation and Sterilization. 2013. Disponível em: <<https://nucleus.iaea.org/sites/naipc/ididas>> Acesso em: 17 ago. 2015.
- KLASSEN, W.; CURTIS, F. History of the Sterile Insect Technique. In: DYCK, V.A; HENDRICH, J.; ROBINSON, A.A. *Sterile insect technique: principles and practice in area- wide integrated pest management*. Berlin: Springer,

2005. p. 3-36.

KNIPLING, E.F. Screwworm eradication: concepts and research leading to the sterile male method, pp.409-418. In *Smithsonian Report for 1958*. Smithsonian Publication 4365, Washington, DC, USA. 1959.

KNIPLING, E.F. Possibilities of insect control or eradication through the use of sexually sterile male. *Journal of Economic Entomology*, Washington, v.48, n.4, p.459-462, 1955.

KNIPLING, E.F. The potential role of the sterility method for insect population control with special reference to combining this method with conventional methods. (Series) 39-98. USDA-ARS, Washington DC, 1964.

LABREQUE, G.C.; SMITH, C.N. Principles of Insect Chemosterilization. Amsterdam: North Holland Publ. Co., 1968, 354p.

LABREQUE, G.C; KELLER, J.C. Advances in insect population control by the sterile-male technique. Vienna: International Atomic Energy Agency, 1965. 79p. (Technical Reports Series, 44).

LACHANCE, L.E. the introduction of DCM in insects by ionizing radiation and chemicals - as related to the sterile male technique of insect control. IN: WRIGHT J.W.; PAL, R. (Ed.). *Genetics of insect vectors of disease*. Amsterdam: Elsevier, 1967. p.617-650.

LEES, R.S.; KNOLS, B.; BELLINI, R.; BENEDICT, M.Q.; BHEECARRY, A.; BOSSIN, H.C.; CHADEE, D.D.; CHARLWOOD, J.; DABIRÉ, R.K.; DJOGBENOU, L.; EGYIR-YAWSON, A.; GATO, R.; GOUAGNA, R.C.; HASSAN, M.M.; KHAN, S.A.; KOEKEMOER, L.L.; LEMPERIERE, G.; MANOUKIS, N.C.; MOZURAITIS, R.; PITTS, R.J.; SIMARD, F.; GILLES, J.R.L. Review: Improving our knowledge of male mosquito biology in relation to genetic control programmes. *Acta Tropica*, v. 132 suppl., p. 2-11, 2014.

LINDQUIST, D.; ENKERLIN, W. The Chile medfly programme: a review of the programme to prevent the medfly from becoming established in Chile. *Report in expert mission*. ROMA: FAO, 2000.

LINDQUIST, A.W. The use of gamma radiation for the control or eradication of the screwworm. *Journal of Economic Entomology*, College Park, v.48, n.4, p.467-469, 1955.

MALAVASI, A.; NASCIMENTO, A.S. Programa Biofábrica Moscamed Brasil. In: SIMPÓSIO DE CONTROLE BIOLÓGICO, 8, 2003, Águas de São Pedro. *Resumos*. Águas de São Pedro: 2003. p.52.

MALAVASI, A.; ZUCCHI, R.A. *Moscas-das-frutas de importância econômica no Brasil - conhecimento básico e aplicado*. Ribeirão Preto: Holos, 2000, 327p.

MASTRANGELO, T.A. Esterilização de mosca-das-frutas (Diptera:Tephritidae) com raios-x para programas de Técnica do Inseto Estéril. Dissertação (Mestrado). Centro de energia Nuclear na Agricultura, Universidade de São Paulo. 91.p., 2009.

MEYER, J.R. Pest Control Tactics. Department of Entomology, North Carolina State University. 2003. Disponível em: <<http://www.cals.ncsu.edu/course/ent425/tutorial/tactics.html>>. Acesso em: 14 ago. 2015.

MINISTÉRIO DE AGRICULTURA - MAG. *Servicio Agrícola y Ganadero*. Chile: a medfly-free country. Santiago: Government of Chile, MAG/SAG, 1995.

- MORELLI, R. A. *Influência da recópula de fêmeas selvagens de Ceratitis capitata (Wied., 1824) (Diptera:Tephritidae) na eficiência da técnica do inseto estéril*. 2008.57f. Tese (Doutorado em Ciências – Área de concentração em Entomologia) – Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Universidade de São Paulo, Piracicaba, 2008.
- PARANHOS, B.A.J. Técnica do Inseto Estéril e Controle Biológico: métodos ambientalmente seguros e eficazes no combate às moscas-das-frutas. In: SIMPÓSIO DE MANGA DO VALE DO SÃO FRANCISCO, 1., 2005, Juazeiro, BA. Palestras... Petrolina, PE: Embrapa Semi-Árido, 2005. 1 CD-ROM. (Embrapa Semiárido. Documentos, 189).
- SAZAKI, C.S.S. Esterilização química da broca da cana-de-açúcar *Diatraea saccharalis* (Fabricius, 1794) (Lepidoptera: Crambidae) através de isca com melão e inseticidas do grupo dos reguladores de crescimento de insetos. Dissertação (Mestrado) – Escola Superior de agricultura Luiz de Queiroz, 2006. 52p.
- WALDER, J. M. M. Técnica do inseto Estéril – Controle Genético. p.151-158. In: MALAVASI, A.; ZUCCHI, R.A. (Eds.). *Moscas-das-frutas de importância econômica no Brasil - conhecimento básico e aplicado*. Ribeirão Preto: Holos, 2000. 327p.
- WILKE, A.B.B.; MARRELLI, M.T. Genetic control of mosquitoes: population suppression strategies. *Revista do Instituto de Medicina Tropical de São Paulo*. São Paulo, v.54, n.5, p.287-292, 2012.
- WILKE, A.B.B.; GOMES, A.C.; NATAL, D; MARRELLI. M.T. Controle de vetores utilizando mosquitos geneticamente modificados. *Revista de Saúde Pública*, v.43, n.5 p.870-874, 2009.