



Figura 1. *Ceratitits capitata* (Wiedemann).

FICHA TÉCNICA

Ceratitits capitata

(Wiedemann)

Mosca del Mediterráneo

En colaboración de: Dr. Remigio A. Guzmán-Plazola
Colegio de Posgraduados
Profesor investigador

IDENTIDAD

Nombre: *Ceratitits capitata* (Wiedemann)

Sinonimia: *Ceratitits citriperda* MacLeay
Ceratitits hispanica De Brême
Pardalaspis asparagi Bezzi
Tephritis capitata Wiedemann

Posición taxonómica: Clase: Insecta
Orden: Diptera
Familia: Tephritidae

Nombre común: Mosca del Mediterráneo,
moscamed (Español),
Mediterranean fruit fly, medfly (Inglés).

Categoría reglamentaria:

Plaga cuarentenaria no presente.

Situación en México:

Ausente, erradicada (Programa Moscamed, comunicación personal).

HOSPEDANTES

Dentro de la familia Tephritidae, *Ceratitis capitata* (Figura 1) es la más polífaga de todas las especies conocidas (Liquido et al. 1991). En compendios realizados por Liquido et al., (1991, 1998) se han reportado más de 350 especies de hospedantes reales o potenciales. Dada la diversidad de criterios empleados en la elaboración de esta lista (reportes previos, captura en trampas, infestación de frutos en campo o en laboratorio) algunos de estos hospedantes deberán ser confirmados siguiendo criterios estándar, sustentados en la ocurrencia real de infestación bajo condiciones de campo (Aluja, 1999). En estudios subsecuentes se han reportado resultados de evaluaciones regionales donde se agregan especies hospedantes nativas no reportadas previamente (p.e. Copeland, 2002; Oroño et al., 2006), de tal forma que el número aproximado de hospedantes reales de *C. capitata* sigue siendo considerable. En el Cuadro 1 se presenta un compendio de especies comunes, reportadas como hospedantes de esta plaga.

DISTRIBUCIÓN GEOGRÁFICA

De acuerdo a White y Elson-Harris (1992) *Ceratitis capitata* ha sido reportada en los siguientes países:

África. Como especie nativa en Argelia, Angola, Benin, Burkina Faso, Burundi, Camerún, Congo, Egipto, Etiopía, Gabón, Ghana, Guinea, Costa de Marfil, Kenia, Liberia, Libia, Malawi, Mali, Marruecos, Mozambique, Níger, Nigeria, Senegal, Sudáfrica, Sudan, Tanzania, Togo, Tunisia, Uganda, y Zaire.

Asia. En la India, como especie no nativa y no plenamente establecida (adventiva).

Medio Este. Como adventiva en Israel, Jordania, Líbano Arabia Saudita, Siria, Turquía.

Océano Índico. Como especie adventiva en Australia y las islas Madagascar, Mauritius, Reunión, y Seychelles.

Indias Orientales. Ha sido reportada como adventiva en Jamaica y Bermuda.

Europa. Como adventiva o interceptada en Albania, Alemania, Austria, Bélgica, Chipre, Francia, Grecia, Hungría, Italia, Malta, Portugal, España, Sur de Ucrania Yugoslavia y Suiza.

En islas del Atlántico. Como adventiva en las Azores, Islas Canarias, Cabo Verde, Madeira, Santa Helena y Sto.Tomás.

Norteamérica. Reportada en California, Florida y Texas, México (con fases de erradicación y reintroducción).

En América central. Se ha reportado como adventiva en Costa Rica, El Salvador, Guatemala, Nicaragua, y Panamá.

Cuadro 1. Listado de hospedantes comunes de *Ceratitis capitata* (Wiedemann).

Especie	Nombre común	Referencia
<i>Acca sellowiana</i> (Berg.) Burret (<i>Feijoa sellowiana</i>)	Feijoa	Fimiani (1989), Freidberg y Kugler (1989)
<i>Actinidia deliciosa</i> (A.Chev.) Liang y Ferguson (<i>Actinidia chinensis</i>)	Kiwi	Segura <i>et al.</i> (2004, 2007)
<i>Anacardium occidentale</i> L.	Marañón	Eskafi y Cunningham (1987)
<i>Annona muricata</i> L.	Guanábana	Morales <i>et al.</i> (2004)
<i>Annona reticulata</i> L.	Custard apple	Harris (1989)
<i>Artocarpus altilis</i> (Parkins.) Fosb	Fruta de pan	Thomas, <i>et al.</i> (2007)
<i>Averrhoa carambola</i> L.	Carambola	Harris (1989)
<i>Blighia sapida</i> König	Ackee	Nakagawa <i>et al.</i> (1968), Vargas <i>et al.</i> (1983), Vargas y Nishida (1989)
<i>Byrsonima crassifolia</i> L. HBK.	Nance	Eskafi y Cunningham (1987)
<i>Calophyllum inophyllum</i> L.	Laurel de las Indias	Vargas <i>et al.</i> , (1983), Harris y Lee (1986), Harris (1989)
<i>Capsicum annuum</i> L.	Bell pepper	Fimiani (1989), Nasca <i>et al.</i> (1996a), CAB (2000)
<i>Capsicum frutescens</i> L.	Chile Tabasco, o Pimiento de Cayena	Étienne (1972)
<i>Carica papaya</i> L.	Papaya	Vargas <i>et al.</i> , (1983), Harris y Lee (1986), Eskafi y Cunningham (1987), Freidberg y Kugler (1989), Harris (1989)
<i>Carica quercifolia</i> Solms	Papaya enana	Thomas, <i>et al.</i> (2007)
<i>Carissa bispinosa</i> (L.) Desf. ex Brenan		Thomas, <i>et al.</i> (2007)
<i>Carissa edulis</i> (Forssk.) Vahl	Egyptian carissa	Le Pelley (1959)
<i>Carissa grandiflora</i> (Mey.) Natal		Thomas, <i>et al.</i> (2007)
<i>Casimiroa edulis</i> Llave et Lex	Zapote blanco (matasano)	Eskafi y Cunningham (1987), Freidberg y Kugler (1989), Harris (1989)
<i>Casearia arguta</i> Kunth	Comida de iguana	Programa Regional Moscamed (2006a)
<i>Chrysobalanus icaco</i> L.	lcaco	Morales <i>et al.</i> (2004)
<i>Chrysophyllum cainito</i> L.	Caimito	Eskafi y Cunningham (1987)
<i>Chrysophyllum oliviforme</i> L.	Satin leaf	Harris (1989)
<i>Chrysophyllum polynesianum</i> Hillebr.		Thomas, <i>et al.</i> (2007)
<i>Citrus aurantiifolia</i> (Christm.) Swingle	Lima	Eskafi y Cunningham (1987)
<i>Citrus aurantium</i> L.	Naranja agria	Le Pelley (1959), Malavasi <i>et al.</i> (1980), Vargas <i>et al.</i> , (1983b), Harris y Lee (1986), Eskafi y Cunningham (1987), Freidberg y Kugler (1989), Harris (1989)
<i>Citrus deliciosa</i> Tenore	Mandarina	Eskafi y Cunningham (1987)
<i>Citrus limetta</i> Risso	Lima dulce	Eskafi y Cunningham (1987)
<i>Citrus limon</i> (L.) Burman	Limón real	Fimiani (1989)
<i>Citrus maxima</i> (Burman) Merrill	Pomelo	Malavasi <i>et al.</i> (1980), Eskafi y Cunningham (1987)
<i>Citrus paradisi</i> Macfady	Toronja	Eskafi y Cunningham (1987), Fimiani (1989), Freidberg y Kugler (1989), Harris (1989)
<i>Citrus reshni</i> Hort. ex Tan	Mandarina	Eskafi y Cunningham (1987)
<i>Citrus reticulata</i> Blanco	Mandarina	Eskafi y Cunningham (1987)
<i>Citrus reticulata</i> x <i>Citrus paradisi</i>	Tangerina	Étienne (1972), Malavasi <i>et al.</i> (1980), Eskafi y Cunningham (1987)
<i>Citrus sinensis</i> (L) Osbeck	Naranja dulce	Malavasi <i>et al.</i> (1980), Annecke y Moran (1982), Eskafi y Cunningham (1987), Hancock (1987, 1989), Freidberg y Kugler (1989)
<i>Citrus x limonia</i> Osbeck	Limón	Malavasi <i>et al.</i> (1980) Thomas, <i>et al.</i> (2007)
<i>Citrus x nobilis</i> Lour	Tangor	Thomas, <i>et al.</i> (2007)

Cuadro 1. (Continuación) Listado de hospedantes comunes de *Ceratitis capitata* (Wiedemann).

Especie	Nombre común	Referencia
<i>Citrus x tangelo</i> Ingram y Moore	Tangelo	Eskafi y Cunningham (1987)
<i>Coccoloba uvifera</i> (L.) Jacq	Uva de playa	Morales et al. (2004)
<i>Coffea arabica</i> L.	Café	Le Pelley (1959), ftienne (1972), Malavasi et al. (1980), Eskafi y Cunningham (1987), Harris (1989), Kolbe y Eskafi (1990)
<i>Coffea canephora</i> Pierre ex Froehn	Café	Thomas, et al. (2007)
<i>Coffea liberica</i> Bull ex Hiern	Café libérica	Vargas et al., (1983), Harris y Lee (1986), Harris (1989)
<i>Crataegus pubescens</i> Steud	Tejocote	Eskafi y Cunningham (1987)
<i>Cydonia oblonga</i> Miller	Membrillo	Le Pelley (1959), Annecke y Moran (1982), Hancock (1987, 1989), Fimiani (1989), Freidberg y Kugler (1989)
<i>Cypomandra betacea</i> Sendt. (<i>Solanum betaceum</i> Cav.)	Tomate de árbol	Nakagawa et al. (1968), Vargas et al. (1983), Vargas y Nishida (1989)
<i>Diospyros decandra</i> Lour	Gold apple	Thomas, et al. (2007)
<i>Diospyros kaki</i> L.	Persimo	ftienne (1972), Malavasi et al. (1980), Eskafi y Cunningham (1987), Fimiani (1989)
<i>Dovyalis caffra</i> (Hook y Harv.) Warb	Kei apple	Le Pelley (1959), Freidberg y Kugler (1989), Harris y Lee (1986), Eskafi y Cunningham (1987), Freidberg y Kugler (1989), Harris (1989), Vargas y Nishida (1989), Kolbe y Eskafi (1990)
<i>Eryobotria japonica</i> (Thumb.) Lindl.	Níspero	Harris (1989), CABI (2000)
<i>Eugenia brasiliensis</i> Lam. (<i>E. dombeyi</i> Skeels)	Pitanga, grumichama	Harris (1989), CABI (2000)
<i>Eugenia jambos</i> L.	Pomarosa	Eskafi y Cunningham (1987)
<i>Eugenia uniflora</i> L.	Cereza de Surinam	Fimiani (1989), Malavasi et al. (1980), Freidberg y Kugler (1989), Harris (1989)
<i>Ficus carica</i> L	Higo	Le Pelley (1959), Annecke y Moran (1982), Vargas et al., (1983b), Harris y Lee (1986), Eskafi y Cunningham (1987), Fimiani (1989), Hancock (1987, 1989), Harris (1989)
<i>Fortunella japonica</i> (Thunb.) Swingle	Naranja china o japonesa o kumquat	Harris (1989)
<i>Fragaria x ananassa</i> Duchesne	Fresa	Thomas, et al. (2007)
<i>Garcinia livingstonei</i> Anderson	Imbe	Annecke y Moran (1982), Hancock (1987, 1989)
<i>Garcinia mangostana</i> L.	Mangostin	Harris (1989)
<i>Garcinia xanthochymus</i> Hook. f. ex T.	Garcinia	Thomas, et al. (2007)
<i>Gossypium</i> sp.,	Algodón	Thomas, et al. (2007)
<i>Harpephyllum caffrum</i> Bernh.	Ciruela Kaffir	Willers (1979)
<i>Juglans regia</i> L.	Nogal Inglés	Freidberg y Kugler (1989)
<i>Litchi chinensis</i> Sonn.	Litchi	Annecke y Moran (1982), Vargas et al., (1983b), Harris y Lee (1986), Hancock (1987, 1989)
<i>Lycopersicon (Solanum) esculentum</i> Mill.	Jitomate	Putruele (1996), Thomas, et al. (2007)
<i>Malpighia emarginata</i> L. (<i>Malpighia glabra</i>)	Huesito	Nakagawa et al. (1968), Vargas et al., (1983), Freidberg y Kugler (1989), Vargas y Nishida (1989)
<i>Malus pumila</i> Mill	Manzana paraíso	Eskafi y Cunningham (1987)
<i>Malus</i> spp.	Manzana comœn y variedades	Malavasi et al. (1980), Freidberg y Kugler (1989)

Cuadro 1. (Continuación) Listado de hospedantes comunes de *Ceratitis capitata* (Wiedemann).

Especie	Nombre común	Referencia
<i>Mangifera indica</i> L.	Mango en todas sus variedades	Le Pelley (1959), Malavasi et al. (1980), Annecke y Moran (1982), Vargas et al., (1983b), Harris y Lee (1986), Eskafi y Cunningham (1987), Hancock (1987, 1989), Freidberg y Kugler (1989)
<i>Manilkara zapota</i> (L.) P. Royen	Chicozapote	Le Pelley (1959), Malavasi et al. (1980), Freidberg y Kugler (1989)
<i>Mespilus germanica</i> L.	Mediar	Fimiani (1989)
<i>Mimusops elengi</i> L.	Cereza española	Thomas, et al. (2007)
<i>Morus</i> sp.	Mora	CABI (2000)
<i>Muntingia calabura</i> L.	Capulín	Eskafi y Cunningham (1987)
<i>Murraya paniculata</i> (L.) Jacq.		Thomas, et al. (2007)
<i>Musa acuminata</i> Colla	Plátano enano	Thomas, et al. (2007)
<i>Myrciaria cauliflora</i> (Mart.)Berg	Jaboticaba	Malavasi et al. (1980)
<i>Ochrosia elliptica</i> Labill		Thomas, et al. (2007)
<i>Opuntia ficus-indica</i> (L.) Mill	Nopal de las Indias fig-prickly pear	Thomas, et al. (2007)
<i>Opuntia tuna</i> (L.)	Nopal de oreja de elefante	Thomas, et al. (2007)
<i>Opuntia vulgaris</i> Miller	Tuna	Thomas, et al. (2007)
<i>Parmentiera aculeata</i> Kunth	Cuachilote	Eskafi y Cunningham (1987)
<i>Parmentiera edulis</i> DC.	Cuajilote	Eskafi y Cunningham (1987), Fimiani (1989)
<i>Passiflora edulis</i> Sims	Granadilla	Annecke y Moran (1982), Hancock (1987, 1989)
<i>Passiflora caerulea</i> L.	Fruto azul de la pasión	Thomas, et al. (2007)
<i>Persea americana</i> Mill	Aguacate	Malavasi et al. (1980), Vargas et al., (1983b), Harris y Lee (1986), Eskafi y Cunningham (1987), Freidberg y Kugler (1989), Harris (1989), variedad Hass no incluida (Graaf, 2009)
<i>Phoenix dactylifera</i> L.	Palma datilera	Freidberg y Kugler (1989)
Freidberg y Kugler (1989)	Cape gooseberry (grosella)	
<i>Pouteria campechiana</i> (Kuntt) Bachni	Zapote amarillo	Morales et al. (2004)
<i>Pouteria mammosa</i> (L.) Cronquist	Zapote	Eskafi y Cunningham (1987)
<i>Pouteria sapota</i> (Jacq.) H. Moore & Stearn	Mamey	Nakagawa et al. (1968), Vargas et al. (1983), Vargas y Nishida (1989)
<i>Pouteria viridis</i> Cronquist	Sapote verde, Injerto	Eskafi y Cunningham (1987)
<i>Prunus americana</i> Marsh	Ciruela americana	Thomas, et al. (2007)
<i>Prunus armeniaca</i> L.	Chabacano	Annecke y Moran (1982), Hancock (1987, 1989), Fimiani (1989), Harris (1989)
<i>Prunus domestica</i> L.	Ciruela	Annecke y Moran (1982), Eskafi y Cunningham (1987), Hancock (1987, 1989), Freidberg y Kugler (1989)

Cuadro 1. (Continuación) Listado de hospedantes comunes de *Ceratitis capitata* (Wiedemann).

Especie	Nombre común	Referencia
<i>Prunus persica</i> (L.) Batsch	Durazno, nectarina y melocotón	Le Pelley (1959), Malavasi et al. (1980), Annecke y Moran (1982), Eskafi y Cunningham (1987), Hancock (1987, 1989), Fimiani (1989), Freidberg y Kugler (1989)
<i>Prunus salicifolia</i> Kunth (<i>Prunus capulli</i> Cav.)	Capulín	Eskafi y Cunningham (1987)
<i>Psidium cattleianum</i> Sab. (<i>Psidium littorale</i>)	Guayaba fresa	Vargas et al., (1983), Harris y Lee (1986), Fimiani (1989), Eskafi y Cunningham (1987), Freidberg y Kugler (1989), Harris (1989)
<i>Psidium guajava</i> L.	Guayaba	Le Pelley (1959), Annecke y Moran (1982), Eskafi y Cunningham (1987), Hancock (1987, 1989), Harris (1989)
<i>Punica granatum</i> L.	Granada	Fimiani (1989), Harris (1989)
<i>Pyrus communis</i> L.	Pera	Annecke y Moran (1982), Eskafi y Cunningham (1987), Hancock (1987, 1989), Fimiani (1989), Freidberg y Kugler (1989)
<i>Pyrus x leconte</i> Rehd	Pera leconte	Thomas, et al. (2007)
<i>Rubus loganobaccus</i> Bailey	Loganberry	CABI (2000)
<i>Salpichroa organifolia</i> Tell		Putruele (1996)
<i>Santalum album</i> L.	Sándalo	Nakagawa et al. (1968), Vargas et al. (1983), Vargas y Nishida (1989)
<i>Solanum elaeagnifolium</i> Cav.		Nasca et al. (1996a)
<i>Solanum incanum</i> L.		Freidberg y Kugler (1989)
<i>Solanum melongena</i> L.	Berenjena	Thomas, et al. (2007)
<i>Solanum nigrum</i> L.	Tomatillo, hierba mora	Étienne (1972)
<i>Solanum pseudocapsicum</i> L.	Cereza de Jerusalem	Nakagawa et al. (1968), Vargas et al. (1983), Vargas y Nishida (1989)
<i>Spondias dulcis</i> Parkinson (<i>Spondias cytherea</i>)	Ciruela judía	Harris (1989)
<i>Spondias mombin</i> L.	Ciruela amarilla, Jobo	Morales et al. (2004)
<i>Spondias purpurea</i> L.	Red mombin (ciruela roja)	Eskafi y Cunningham (1987)
<i>Syzygium cumini</i> (L.) Skeels	Ciruela de Java	Freidberg y Kugler (1989), Harris (1989)
<i>Syzygium jambos</i> (L.) Alston	Pomarrosa	Thomas, et al. (2007)
<i>Syzygium malaccense</i> (L.) Merr. Perry	Manzana Malaya	Harris (1989)
<i>Syzygium samarangense</i> (Blume) Merrill y Perry	Manzana de agua	Freidberg y Kugler (1989)
<i>Terminalia catappa</i> L.	Almendra tropical	Étienne (1972), Eskafi y Cunningham (1987)
<i>Terminalia chebula</i> Retz.	Nuez myrobolana	Thomas, et al. (2007)
<i>Theobroma cacao</i> L.	Cacao	CABI (2000)
<i>Thevetia peruviana</i> (Pers.) Schum	Lucky nut	Freidberg y Kugler (1989)
<i>Vitis vinifera</i> L.	Uva	Étienne (1972), Annecke y Moran (1982), Hancock (1987, 1989)
<i>X Citrofortunella mitis</i> (Blanco) Ingram y Moore	Calamondin	Thomas, et al. (2007)

En Sudamérica.- Como adventiva en Argentina, Bolivia, Brasil, Chile, Colombia, Ecuador, Paraguay, Perú, Uruguay y Venezuela.

Islas del Océano Pacífico.-Como adventiva en Hawaii e Islas Marianas.

DISTRIBUCIÓN GEOGRÁFICA ACTUAL

Posiblemente el reporte de EPPO (2006) contenga la versión más actualizada de la distribución geográfica actual de *C. capitata*, a excepción del caso de México, ya que se reporta que la plaga está presente en algunas áreas, pero la situación actual es de plaga **ausente erradicada**. A continuación se reproduce el mapa de la distribución mundial de la plaga reportada por ese organismo (Figura 2) y su cuadro anexo (Cuadro 2).

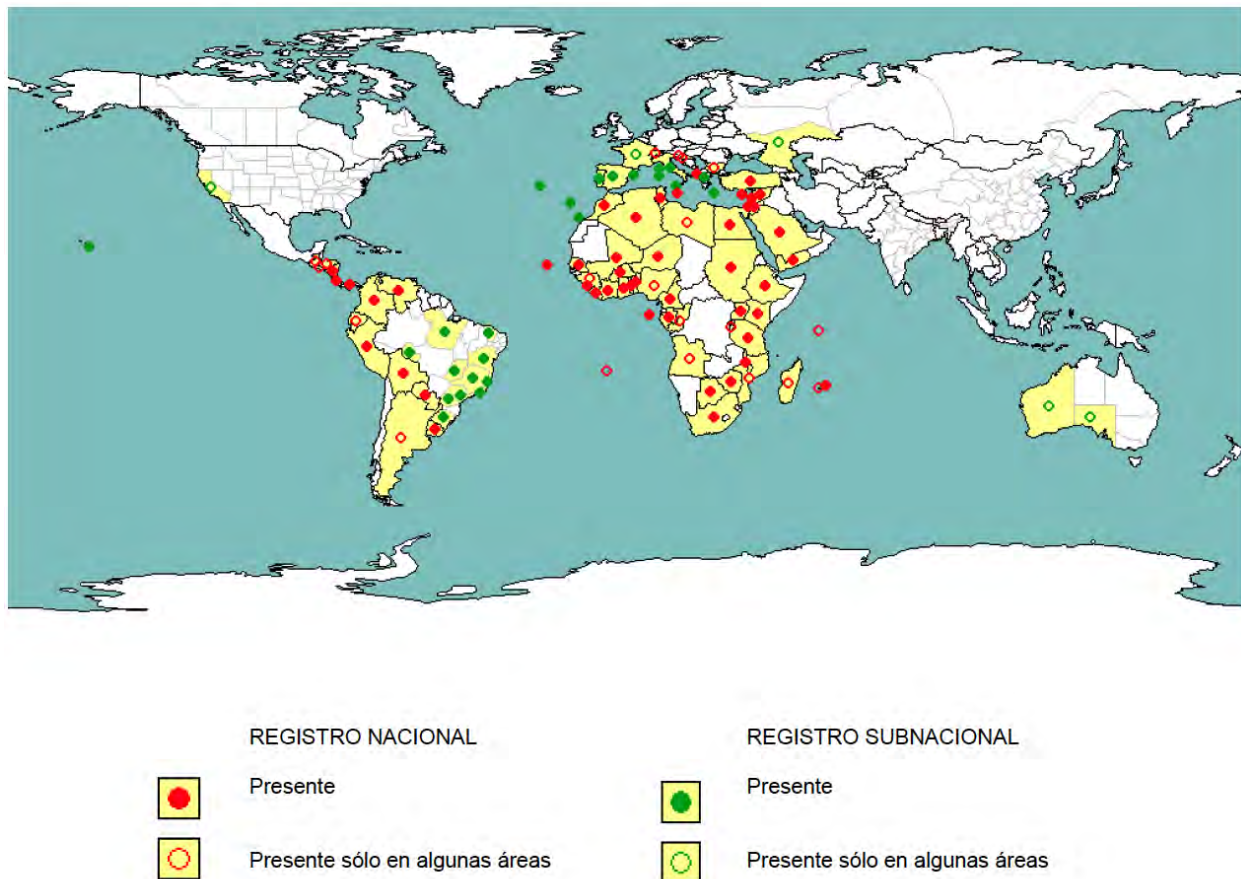


Figura 2. Distribución de *Ceratitidis capitata* (Wiedemann) reportada EPPO (2006). Actualmente la situación actual de esta plaga en México es de **Ausente Erradicada**. Se ha adaptado el mapa de México para reflejar esta situación.

Cuadro 2. Distribución geográfica de *Ceratitis capitata* (Wiedemann) según el reporte de EPPO del 9 de septiembre de 2006.

EUROPA					
Albania	X	Líbano	A	Florida	E
Austria	F	Arabaia Saudita	X	Hawaii	A
Bélgica	D	Siria	A	Texas	E
Bulgaria	C	Yemen	X	AMERICA CENTRAL	
Croacia	B	AFRICA		Belice	E
Chipre	A	Argelia	A	Costa Rica	A
República Checa	F	Angola	B	El Salvador	B
Francia	B	Benin	X	Guatemala	B
Corsa	X	Botswana	X	Honduras	B
Francia continental	B	Burkina Fasso	X	Nicaragua	X
Alemania	D	Burundi	B	Panamá	X
Grecia	A	Camerún	X	CARIBE	
Creta	X	Cabo Verde	X	Jamaica	K
Crecia continental	A	Congo	B	Antillas Holandesas	K
Hungría	D	Costa de Marfil	X	Puerto Rico	E
Italia	A	Egipto	A	SUDAMÉRICA	
Italia continental	A	Etiopía	X	Argentina	B
Serdeña	X	Gabón	X	Bolivia	X
Sicilia	X	Ghana	X	Brasil	X
Lituania	F	Guinea	B	Bahía	X
Luxemburgo	D	Kenia	A	Ceara	X
Malta	A	Liberia	X	Espíritu Santo	X
Holanda	D	Libia	B	Goias	X
Noruega	F	Madagascar	B	Minas Gerais	X
Portugal	A	Malawi	X	Para	X
Azores	X	Mali	X	Paraná	X
Madeira	X	Mauricio	X	Rio Grande do Sul	X
Portugal continental	A	Marruecos	A	Rio de Janeiro	X
Federacion Rusa	C	Mozambique	B	Rodonia	X
Sur de Rusia	C	Niger	X	Sao Paulo	X
Eslovaquia	F	Nigeria	B	Chile	E
Eslovenia	B	Reunión	B	Colombia	X
España	A	Santa Helena	B	Ecuador	B
Islas Baleares	X	Santo Tomás y Príncipe	X	Paraguay	A
Islas Canarias	X	Senegal	X	Perú	X
España continental	A	Seychelles	B	Surinam	H
Suecia	F	Sierra Leona	X	Uruguay	A
Suiza	B	Sudáfrica	A	Venezuela	X
Turkia	A	Sudán	X	OCEANÍA	
Ucrania	E	Tanzania	A	Australia	B
Reino Unido	D	Togo	X	New South Wales	D
ASIA		Tunisia	A	Queensland	H
Afganistán	K	Uganda	X	South Australia	C
India	K	Zimbawe	A	Victoria	H
Bihar	D	NORTEAMERICA		Western Australia	B
Israel	A	Bermuda	E	Nueva Zelanda	E
Jordania	X	México (*)	C	Islas Marianas del Norte	J
Corea	F	Estados Unidos	B		
		California	C		

- | | | |
|--------------------------------------|--------------------------------------|----------------------------------|
| X Presente, sin detalles | D Ausente, o ya no está presente | J Ausente, con registro inválido |
| A Presente, ampliamente distribuida | E Ausente, plaga erradicada | K Ausente, no confiable |
| B Presente, distribución restringida | F Ausente, únicamente interceptada | |
| C Presente, pocas ocurrencias | H Ausente, Conf. mediante evaluación | |

* La situación actual de la plaga en México es: **Ausente erradicada (categoría E)**

DETECCIÓN E IDENTIFICACIÓN

Síntomas:

La existencia de punciones debidas a la oviposición es el principal síntoma temprano del ataque de la plaga. El desarrollo subsecuente de larvas confirma el ataque, aunque éste por sí sólo no es evidencia confirmatoria de que la plaga es *Ceratitis capitata*. Para tal efecto, es necesaria la confirmación de un experto.

Morfología (Berg, 1979; White y Elson-Harris, 1992; Aluja, 2003; Pinto, 2003):

C. capitata, al igual que otras especies del género desarrollan alas con bandas y un escutelo aumentado, con bandas amarillas (marfil) y negras. Un patrón de moteados grises en las celdas basales de las alas distingue a *Ceratitis* spp de otros géneros de Tephritidae.

Huevos:

Son muy delgados y ligeramente curvados, de 1 mm de largo, de color blanco brillante, lisos. Su región micropilar es distintivamente tubercular.

Larvas:

Los caracteres de diagnóstico primario de las larvas de *C. capitata* son los espiráculos anteriores, las carinas bucales y los prominentes tubérculos interespiraculares del extremo caudal. Las larvas del tercer instar tienen una longitud de 7 a 9 mm (Hernández - Ortiz *et al.*, 2010). En la cabeza el órgano sensorial tiene tres pequeñas sensilas en forma de clavija. Las crestas orales (carinas) tienen 9 a 13 hileras de dientes cortos, redondeados y romos. Los ganchos bucales son negros, fuertemente esclerosados, sin dientes preapicales. El primer segmento torácico contiene espínulas pequeñas y puntiagudas que forman hileras dorsales (3 a 4), laterales (8 a 10) y ventrales (8 a 11). El segundo segmento torácico contiene espínulas robustas que forman pequeñas concentraciones en forma de disco de 3 a 5 hileras dorsales, 0 a 3 laterales y 4 a 7 ventrales. El tercer segmento torácico contiene también espínulas similares a las del segundo pero en 1 a 3 hileras dorsales, 0 a 3 laterales y 4 a 7 ventrales. El primer segmento abdominal contiene pequeñas hileras de espínulas dorsales, las cuales están ausentes en los segmentos A2 a A8. Además contiene una serie de prominencias progresivas con 9 a 13 hileras de pequeñas espínulas duras, 1 a 3 dirigidas en forma anterior y el resto hacia la porción posterior, con algunas hileras posteriores con espínulas ligeramente más duras. El octavo segmento abdominal contiene lóbulos intermedios grandes con sensilas bien definidas. Los espiráculos anteriores contienen 8 a 10 túbulos. Los espiráculos posteriores contienen hendiduras con rimas fuertemente esclerosadas, 2.5 a 3 veces más largas que anchas. Los haces espiraculares dorsales y ventrales contienen 6 a 9 pelos, ramificados en mitades laterales con haces de 4 a 6 pelos. El área anal contiene lóbulos circundados por 3 a 6 hileras discontinuas de espínulas pequeñas y duras que se tornan más duras y concentradas debajo de la apertura anal.

Pupas:

Tienen una longitud de 4 a 4.3 mm (Peñarrubia, 2010). Son de color café rojizo oscuro y asemejan una cápsula cilíndrica, con 11 segmentos. Es aún posible observar los espiráculos anteriores y posteriores, pero con una coloración más oscura.

Adultos:

Los adultos tienen un tamaño de 4 a 5 mm de largo (De Mayer, 2000; Peñarrubia, 2010), con cabeza de color amarillo ocre y ojos iridiscentes. Los machos se pueden diferenciar de las hembras porque en la región frontal de la cabeza presentan un par de setas muy dilatadas con forma de diamante en su porción terminal y de color negro. Las alas tienen una longitud de 4 a 6 mm, son de color amarillo y presentan en su base una serie de pequeños puntos con manchas características de color castaño. El tórax es de color negro brillante con algunas líneas de color crema. En los machos la tibia media no contiene las setas con apariencia de plumero que caracteriza a la mayoría de las especies del subgénero *Pterandrus*. El abdomen es ancho y presenta segmentos de color gris y amarillento en bandas alternadas. El escutelo es totalmente negro en su mitad apical, con una línea amarilla sinuada a través de éste ubicada subbasalmente. La banda costal inicia más allá del final de la vena R1.

Las hembras adultas pueden ser separadas de la mayoría de las otras especies de *Ceratitis* por su característico patrón amarillento en las alas y porque la mitad apical del escutelo es totalmente negro. En la Figura 3 se presentan fotografías de los estados inmaduros de *Ceratitis capitata*.

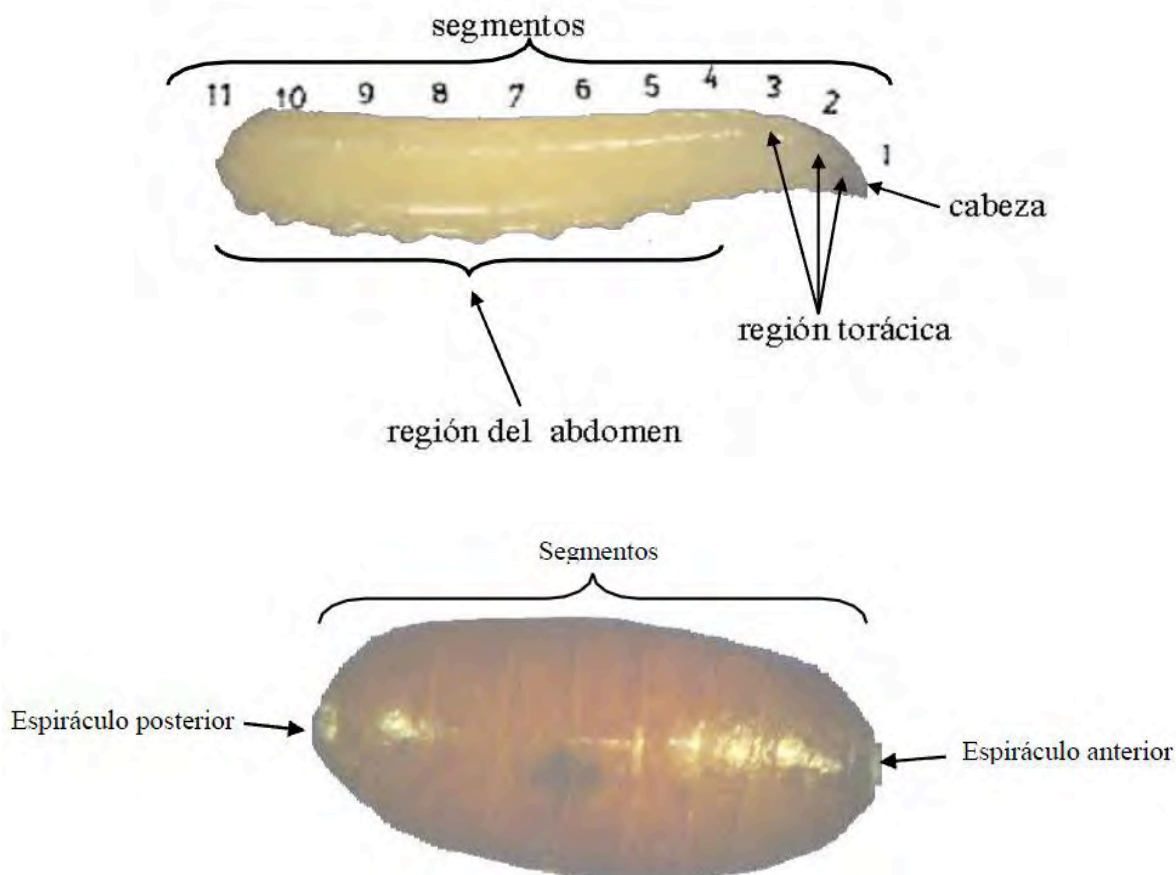


Figura 3. Larva y pupa de *Ceratitis capitata* (Programa Regional Moscamed, 2006b).

MÉTODOS DE MUESTREO PARA LA DETECCIÓN O MONITOREO

Ceratitis capitata puede ser monitoreada mediante el muestreo de frutos o mediante trampas con atrayentes para machos (Cunningham, 1989a). Los objetivos del muestreo de frutos son detectar oportunamente a la mosca del Mediterráneo en sus estados inmaduros, conocer su distribución geográfica y niveles de infestación y orientar y evaluar la eficacia de las acciones de control y de erradicación (Programa Regional Moscamed, 2006c). Dentro del esquema operativo del Programa Moscamed se reconocen cuatro tipos de muestreo: general, sistemático, dirigido y especial. El muestreo general consiste en coleccionar la mayor diversidad de frutos susceptibles a ser infestados por la mosca del Mediterráneo en una superficie delimitada. Debe ser realizado en áreas donde recientemente haya invadido la plaga y tiene una duración mínima de un año. El muestreo sistemático consiste en coleccionar en una superficie delimitada en tiempo y espacio, la mayor diversidad de frutos hospederos presentes; su objetivo es mantener una vigilancia sistemática de las poblaciones silvestres de la plaga en áreas libres y de erradicación. El muestreo dirigido es el que se lleva

a cabo en el momento en que se informa de brotes y detecciones en las áreas libres y de erradicación. El muestreo especial es el que se lleva a cabo cuando el laboratorio de diagnóstico por alguna causa indica que no es posible determinar la fertilidad o esterilidad de especímenes capturados en trampas. Su objetivo principal es verificar la presencia o ausencia de la plaga en apoyo al diagnóstico dado por el laboratorio de identificación de adultos.

El monitoreo mediante trampas está basado en el uso de atrayentes. Los machos son atraídos por la paraferomona trimedlure [ter-butil(±)-4(ó 5)-chloro-2-metil-cyclohexanocarboxilato, IUPAC], por el acetato de terpinilo [2-(4-metil-1-ciclohexa-3-enil)propan-2-il acetato] y por ceralure (etil-cis-5-iodo-trans-2-metilciclohexano-1-carboxylato) (Cunningham, 1989b; Cunningham, et al., 1990; Avery, 1994; OIEA, 2005). El atrayente más usado en México para *Ceratitidis* es el trimedlure. Usualmente se le coloca en una mecha de tela de algodón suspendida en trampas de plástico con pequeñas aberturas en ambos lados. El cebo puede ser mezclado con un insecticida o en una pieza de papel tratada con diclorvos (2,2-dichlorovinil dimetil phosphato). Usualmente las trampas con colocadas en los árboles hospedantes a una altura de dos metros. Aunque la acción del cebo puede durar unas semanas, es necesario cambiarlo con regularidad el Programa trinacional Moscamed tiene estandarizados los programas de recambio para este atrayente (OIEA, 2005; Programa Regional Moscamed, 2009a).

Los objetivos del uso de trampas cebadas con atrayente son: determinar si las especies están presentes en un área (detección); determinar los límites del área considerada como infestada o libre de la plaga (delimitación) y verificar de manera continua las características de una población plaga, incluidas la fluctuación estacional de la población, la abundancia relativa, la secuencia de huéspedes y otras características (monitoreo) (OIEA, 2005).

En México, la Norma Oficial Mexicana NOM-076-FITO-1999 establece el marco legal para el establecimiento de un sistema preventivo de monitoreo nacional contra moscas exóticas de la fruta, incluidas entre estas la mosca del Mediterráneo. Este sistema preventivo consiste en el uso de trampas y atrayentes específicos para moscas exóticas de la fruta. Las trampas son colocadas en los aeropuertos y puertos marítimos, centros turísticos, centros de acopio y comercialización, carreteras de tránsito internacional, basureros, zonas frutícolas comerciales, terminales de ferrocarril y centrales de autobuses, cubriendo la totalidad de cada entidad federativa. Para el caso de *Ceratitidis capitata* se ha establecido que se deben utilizar trampas Jackson (se describen a continuación) cebadas con trimedlure, las cuales deben ser ubicadas cada 150 hectáreas en áreas urbanas y cada 100 ha en áreas comerciales que contengan especies vegetales hospederas. Cada trampa deberá ser recepada cada catorce días si se usa trimedlure líquido o cada 28 si se usa un material sólido. El trapeo debe realizarse todo el año, La norma establece especificaciones sobre como deberán manejarse los especímenes sospechosos que potencialmente se capturen, qué organismo deberá auxiliar en su remisión a los centros de identificación ubicados en la Dirección General de Sanidad Vegetal en México D.F. o en la Unidad de Mosca del Mediterráneo ubicada en Tapachula, Chiapas. La eventual detección de algún espécimen de plaga exótica implicará la aplicación automática de un conjunto de medidas fitosanitarias enfocadas su control y erradicación.

Existe una alta diversidad de trampas para la captura y monitoreo de moscas de la fruta (Flores, 2003). En el programa MOSCAMED se utilizan los siguientes tipos (Programa Regional Moscamed, 2009a):

a) Trampa Jackson.

Es un objeto en forma de prisma, hecho con un cartón encerado y que contiene un inserto rectangular blanco o amarillo de cartón encerado, el cual es cubierto con una capa delgada de material pegajoso que atrapa las moscas una vez que se posan sobre este (Figura 4). La trampa contiene una pastilla pequeña de polímero donde se coloca el atrayente (trimedlure), y una canasta de plástico que sostiene la pastilla con cebo. Cuando se usa trimedlure líquido se utiliza una mecha de algodón suspendido en el centro de la trampa, al que se añaden 2 o 3 ml del atrayente. La trampa contiene un gancho de alambre colocado en la parte superior que sirve de separador de las paredes internas y que evita que éstas hagan contacto con la mecha de algodón. La parte exterior del gancho sirve para colgar la trampa en el árbol.

b) Trampa panel amarillo.

Es una trampa de cartón rectangular de color amarillo, que es cubierto por ambos lados con una capa delgada de material pegajoso (Figura 5). La trampa es cebada con trimedlure, el cual puede ser impregnado en un algodón con 2 o 3 ml del producto, colocado en una pastilla polimérica de liberación controlada o puede ser mezclado con el material pegajoso que cubre el cartón. La trampa es sostenida de los árboles mediante un gancho de alambre. Debido a su mayor superficie de contacto esta trampa es más eficiente en la captura de moscas que las trampas Jackson.



Figura 4. Trampa Jackson
(Fotografía: Programa Regional Moscamed, 2009a).



Figura 5. Trampas panel amarillo (Fotografía: Programa Regional Moscamed, 2009a)

c) Trampa fase IV

Consiste de un cilindro sin fondo, de cartón verde cubierto de cera. Su parte superior es de plástico transparente (Figura 6). Contiene tres agujeros equidistantes en relación a la circunferencia del cilindro. En el interior del cilindro se coloca un inserto pegajoso de color verde amarillento. La trampa es cebada con Putrecina, Trietilamina y acetato de amonio, que son atrayentes alimenticios, colocados en el interior de las paredes del cilindro. Estos atrayentes permiten capturar principalmente hembras de la mosca del Mediterráneo.



Figura 6. Trampa Fase IV
(Fotografía: Programa Regional Moscamed, 2009a)

d) Trampa C & C (Cook & Cunningham)

Esta trampa consiste de tres paneles removibles, situados aproximadamente a 2.5 cm, uno del otro (Figura 7). Los dos paneles externos son de cartón amarillo de 22.8 por 13.9 cm y están cubiertos con material pegajoso. El tercer panel contiene trimedlure y puede ser de dos tamaños: estándar (15.2 X 15.2 cm), con 20 gramos de trimedlure, y medio (7.6 X 15.2 cm), con 10 gramos de trimedlure. Este diseño en paneles múltiples proporciona una superficie adhesiva significativamente mayor que en los otros tipos de trampas. Cada trampa es sujeta a los árboles con un soporte de madera, plástico o con un gancho de alambre. Este tipo de trampa es útil para detectar muy bajas poblaciones de plaga.



Figura 7. Trampa C & C (Fotografía: Programa Regional Moscamed, 2009a)

d) Trampa multilure.

Es una variante de la trampa McPhail. Consiste en un contenedor de plástico invaginado, de forma cilíndrica, formado por una parte superior transparente y una base de color amarillo (Figura 8), las cuales se pueden separar para efectuar el servicio y cebado de la trampa. La trampa Multilure tiene también una canastilla con tapa y un gancho pequeño moldeado en la parte transparente para colgar un inserto o laminilla. En este tipo de trampa se utilizan los atrayentes sintéticos alimenticios putrecina, acetato de amonio y trimetilamina (FFT) para captura de hembras y trimedlure sólido para la captura de machos.



Figura 8. Trampa multilure (Programa Moscamed)

Para un monitoreo apropiado de la plaga es indispensable la ubicación estratégica de las trampas con una frecuencia de inspección apropiada, de acuerdo a la importancia del área. El programa MOSCAMED tiene ubicadas aproximadamente 18,000 trampas en Chiapas, Guatemala y parte de Tabasco. Las trampas están organizadas en rutas de trampeo diseñadas para hacer eficiente su revisión y reposición periódica.

BIOLOGÍA

Ciclo de vida (Christenson y Foote, 1960; White y Elson-Harris, 1992; Rigamonti, 2004; Thomas, et al., 2007).

Ceratitis capitata oviposita en los frutos 1 a 10 huevos en cavidades de 1 mm de profundidad. Una hembra puede depositar hasta 22 huevos al día y de 300 a 800 durante toda su vida. El número de huevos en los órganos reproductivos no es indicativo de la cantidad de éstos que una hembra puede producir ya que la hembra puede continuar formando nuevos huevos durante su vida adulta. Las hembras usualmente mueren cuando dejan de ovipositar. Los huevos eclosionan 2 a 4 días después de la oviposición aunque pueden demorar hasta 18 días en climas fríos. El estado larvario puede durar 6 a 11 días a temperaturas de 13 a 28 C. Las larvas pasan a través de tres instares. Además de la temperatura, el tipo y la condición de los frutos influyen la longitud del estado larvario. Por ejemplo, en limón maduro puede tardar 14 a 26 días, mientras que en durazno verde puede demorar 10 a 15 días.

Las larvas dejan los frutos al inicio del día y pupan en el suelo o algún otro material disponible, después de la formación de un pupario. El estado de pupa puede durar 6 a 11 días a 24-26 C o puede demorar más en condiciones frías (p.e. 19 días a 20.6 – 21.7 C). Los adultos pueden vivir hasta 2 a 3 meses en condiciones cálidas, pero pueden morir en cuatro días si no obtienen alimento. Algunos adultos pueden sobrevivir hasta seis meses bajo condiciones favorables de alimento, agua y temperaturas frescas.

Comportamiento

Los huevos son depositados debajo de la epidermis de frutos que están empezando a madurar. En cítricos, *C. capitata* ataca selectivamente frutos que han sido dañados y oviposita en las heridas. Aunque se ha observado la generación de compuestos disuasivos de una segunda oviposición, se ha reportado también que varias hembras llegan a usar el mismo agujero de deposición y pueden colocar en conjunto 75 o más huevos. Cuando los huevos eclosionan, las larvas se empiezan a alimentar de inmediato formando túneles. Los frutos muy maduros son menos propicios para la sobrevivencia de los huevos y larvas jóvenes (Thomas, et al., 2007).

En clima cálido los adultos emergen masivamente durante las mañanas, mientras que en climas más fríos lo hacen más esporádicamente. Los adultos recién emergidos no están sexualmente maduros. Los machos empiezan a mostrar actividad sexual cuatro días después de la emergencia. A temperaturas medias de 24.4 a 25.6 C las hembras inician la cópula 6 a 8 días después de la eclosión. La temperatura es un factor determinante en el inicio de la oviposición. En climas muy cálidos ésta puede iniciar 4 a 5 días después de la emergencia mientras que en ambientes de 20 a 22 C puede durar 10 días o más. La existencia de condiciones climáticas favorables y continuidad en la disponibilidad de alimento puede propiciar múltiples ciclos de reproducción (Thomas, et al., 2007).

La cópula ocurre a cualquier hora del día (Thomas, et al., 2007), pero se ha reportado que bajo las condiciones de Hawaii ocurre principalmente a media mañana (Shelly et al. 1994). *C. capitata* usualmente se aparea en o cerca de su árbol hospedante (Fletcher, 1989). El α -copaeno presente en diversos frutos (como naranja, guayaba y mango) actúa como potente atrayente a los sitios de apareamiento e inductor de actividad de cortejo en machos (Nishida et al., 2000). Los machos tienden a agregarse y alimentarse en sitios de la planta ricos en este compuesto, lo cual les confiere mayor éxito en el apareamiento respecto a machos no expuestos (Shelly y Villalobos, 2004).

Como parte del cortejo, los machos se agregan en el follaje de árboles hospedantes o no hospedantes, donde defienden hojas individuales como sitio de apareamiento (Hendrichs y Hendrichs, 1990). El llamado a las hembras es efectuado curvando el abdomen hacia arriba y emitiendo una estructura en forma de burbuja que contiene feromonas sexuales atractivas para las hembras (Arita y Kaneshiro, 1986). Una vez que la hembra arriba al territorio del macho, este inicia una serie de movimientos vigorosos con las alas y zumbidos

intermitentes aparejados con movimientos laterales de la cabeza (Arita y Kaneshiro, 1989; Briceño et al., 2007). Subsecuentemente el macho toca a la hembra con sus aristas, usualmente en las propias aristas de ésta (Briceño y Eberhard, 2002). Las hembras son altamente selectivas y pueden rechazar al macho en 90 % de los casos (Whittier et al., 1994). Si la hembra se estaciona, el macho la monta e intenta la cópula (Arita y Kaneshiro, 1989), la cual puede durar dos a tres horas (Whittier et al., 1992).

En machos esterilizados mediante radiación, donde la estructura de la comunidad de bacterias presentes en el tracto digestivo es afectada negativamente, la adición de *Klebsiella oxytoca* a la dieta de postirradiación ha mejorado significativamente el desempeño del macho en pruebas de copulación (Yuval y Jurkevitch, 2010). Por el contrario, la inoculación con *Metarhizium anisopliae* causó una demora significativa en el inicio de los llamados y apareamiento de los machos, quienes invierten un cantidad substancial de tiempo en acicalamiento, así como una reducción en el porcentaje y tiempo de apareamiento al tercer día de la inoculación, respecto a machos no inoculados (Dimbi, et al., 2009).

En poblaciones silvestres de *C. capitata*, 20 a 50% de las hembras puede copular más de una vez (Bonizzoni et al., 2002, 2006). En general altas densidades de moscas resultan en mayores porcentajes de segundas copulaciones que bajas densidades (Mossinson y Yuval, 2003). El porcentaje de nuevas cópulas de hembras con machos estériles puede variar de 14% en los primeros días después de la primera cópula, hasta 4% dos semanas después; pero la receptividad de la hembra es restaurada a 18% tres a cuatro semanas después de la copulación inicial (Gavriel et al., 2009). La probabilidad de nuevas cópulas por parte de las hembras se reduce cuando la dieta de los machos es suplementada con proteína (Blay and Yuval, 1997) o en machos estériles cuando son alimentados con una dieta rica en nutrientes (Gavriel et al., 2009). La longevidad de los machos se reduce más de la mitad a consecuencia de la actividad reproductiva, lo cual está más relacionado con el costo del cortejo, que con el apareamiento (Papadopoulos et al., 2010).

Mecanismos de movimiento o dispersión.

Ceratitis capitata es dispersada con el transporte de frutos infestados y mediante el vuelo de los adultos. Aunque en general los adultos se dispersan a cortas distancias, se ha reportado que pueden ser arrastrados por el aire o volar 3.7 a 20 km (Fletcher, 1989; Díaz et al., 2008). Aunque el viento es el principal determinante de la dispersión a larga distancia (Aluja, 1993), la plaga tiene la capacidad de localizar especies frutales hospedantes y continuar o no su movimiento en función de la disponibilidad de frutos (Fletcher, 1989; Prokopy y Roetberg, 1989; Barbosa et al., 2000).

EPIDEMIOLOGÍA

Efecto de la temperatura.

La temperatura es un factor clave en el desarrollo de los estados inmaduros y adultos de *C. capitata*. Se han realizado diversos estudios para determinar las relaciones entre temperatura y tasas de desarrollo de los diferentes estados fenológicos de esta especie y se han implementado modelos de grados día para fines de predicción del desarrollo de estados inmaduro y adultos. En el Cuadro 3 se presenta un resumen de los reportes de tres grupos de investigadores sobre los umbrales de desarrollo y constantes térmicas estimadas.

Para las condiciones de Florida se ha reportado que las hembras no son capaces de ovipositar a temperaturas debajo de 16 C, excepto cuando han estado expuestas a luz solar por varias horas. El desarrollo de los huevos, larvas y estados pupales cesa a 10 C (Thomas, et al., 2007). Para condiciones de España, Pino y Garrido (1996) observaron que la cantidad de grados día necesarios para el inicio de la oviposición varió de acuerdo a la época del año. El insecto fue capaz de aclimatarse, ovipositar y sobrevivir a muy bajas temperaturas. A temperaturas de 0.6°C la oviposición fue de 9.96 huevos/hembra/día.

Cuadro 3. Reportes de umbrales de desarrollo y grados día de diferentes estadios de *Ceratitis capitata*.

Ubicación geográfica del estudio	Estado de desarrollo	Umbral inferior (C)	Umbral superior (C)	GD	Método de cálculo	Autor
California	Huevos	9.7		142.8	Seno simple	Tassan, et al., 1982
California	Larvas	9.7		142.8	Seno simple	"
California	Pupas	9.7*		182.4	Seno simple	"
California	Adultos**	16.6		44.2	Seno simple	"
Honolulu	Huevos	11.7	35.6	29.1	Seno simple	Messenger et. al., 1958
Marruecos	Pupas	11.2		143.0	Linear	El Messoussi, et al., 2007
Marruecos	Adultos***	11.2		240.0	Linear	"

* A 2.5 cm del suelo

** En pre-oviposición

*** Pico de emergencia, desde la detección de la primera mosca en trampas con trimedlure.

Putruele et al., (1997) reportaron que las temperaturas extremas para la sobrevivencia de los huevos son 9 ± 0.2 y 38.6 ± 0.5 C. Temperaturas menores a 13.3 C causan un drástico incremento en la mortalidad. La constante de desarrollo bajo condiciones de campo fue 40.56 ± 2.66 grados-día, mientras que con temperaturas constantes fue de 35.41 ± 6.85 grados-día. Por su parte, Putruele et al., (1997) estudiaron el desarrollo y sobrevivencia de huevos de *C. capitata* a temperaturas umbrales previamente determinadas en laboratorio. Cuando expusieron los huevos al umbral inferior (9 C) durante siete días y luego los transfirieron a 26 C la tasa de sobrevivencia fue cercana a 50%. La mortalidad fue total después de 17 a 18 días de exposición. Cuando evaluaron el umbral superior (39 C) con 32 h de exposición murió 50% de los huevos. Cien por ciento de mortalidad ocurrió después de 48 a 56 horas de exposición.

Conti (1988) estudió el desarrollo de larvas y adultos a temperaturas de 13, 15, 18, 20, 25, 30, 33 and 35°C y observó que el periodo de desarrollo de ambos decreció con el incremento en la temperatura. Mediante el uso de un modelo de suma térmica estimó que el umbral de desarrollo de las larvas fue de 9.1 ± 2.6 C y su constante térmica de 140.7 ± 15.3 grados-días, mientras que para el desarrollo total fue de 10.5 ± 2.0 y 336.0 ± 24.1 , respectivamente. Mediante el uso de un modelo de regresión estimó constantes de 7.7 y 152.0 para el caso de las larvas y de 10.1 y 344.8 para el desarrollo total. Cuando las estimaciones fueron realizadas mediante un modelo logístico las constantes fueron 4.1 y 141.4, para el desarrollo larval, y 4.0 y 369.1 para el desarrollo total.

Respecto al desarrollo hasta la fase adulta, Grout y Stoltz (2007) observaron que a temperaturas constantes el mínimo, óptimo, máximo y la constante térmica fueron: 9.6, 28.5, 33.0 C, y 338 grados-días. La tolerancia térmica, sin embargo, puede ser afectada por factores como la edad y el estado nutricional del adulto. Nyamukondiwa y Terblanche (2009) observaron que la tolerancia a altas temperaturas se incrementó significativamente conforme la edad de las moscas aumentó de dos a catorce días, pero disminuyó a edades mayores. La alimentación de las moscas previa a la exposición (recién alimentadas vs 48 horas de ayuno) mejoró la tolerancia a altas y bajas temperaturas. Los promedios de tolerancia a altas y bajas temperaturas observados por estos investigadores fueron 5.4-6.6 y 42.4-43.0 C, respectivamente. En lo referente a parámetros demográficos, Vargas et al., (2000) Evaluaron cinco regímenes de temperatura (24:13, 24:24, 29:18, 35:24±1C) y observaron que a 29:18 o 35:24 C. *capitata* alcanzó su más alta tasa intrínseca de incremento poblacional. Vargas et al., (1997) evaluaron los parámetros reproductivos y poblacionales a 16, 18, 24, 29, y 32 ± 1 C y observaron que la más alta tasa reproductiva neta ocurrió a 24 C, que la más alta tasa intrínseca de incremento poblacional ocurrió a 29 C y que el tiempo de generación varió en forma inversa a la temperatura.

IMPORTANCIA DE LA PLAGA EN MÉXICO

Cultivos hospederos en México.

Son múltiples las especies hospederas cultivadas en México o explotadas en forma semicomercial y de traspatio. El conjunto de cultivos perennes susceptibles en mayor o menor grado, registrados por el Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera de la Secretaría de Agricultura Ganadería Pesca y Alimentación (Anexos 1, A, B y C), representó en el año de 2008 una superficie total cultivada de 1,731,748 hectáreas, una producción total de 11,755,814 toneladas, con un valor total 40,344.5 millones de pesos. En el mismo año, las estadísticas de producción de cultivos anuales susceptibles (Anexo 2) alcanzaron una superficie de 333,678 ha, una producción total de 5,995,814 toneladas, con un valor global de la producción de 30,434 millones de pesos. En consecuencia, una eventual invasión masiva de la mosca del Mediterráneo representaría pérdidas económicas considerables y la imposibilidad de movilizar productos a otras regiones o países por motivos cuarentenarios.

CONTROL

El control de *C. capitata* tiene dos enfoques generales: el control enfocado a nivel de huertos o microrregiones y el enfoque de áreas grandes conocido como Area-Wide Management. El primero de ellos aplica a regiones donde la plaga es endémica y las acciones de manejo están enfocadas a la mitigación de los efectos negativos del insecto, mientras que el segundo está típicamente enfocado a regiones donde la plaga es adventiva y el fin último de las acciones de control es su erradicación o supresión (Hendrichs et al., 2007; Vargas et al., 2008). En este caso las medidas de manejo son comúnmente aplicadas a todos los sitios de infestación con el fin de reducir la probabilidad de reinfestación por inmigrantes de hábitats no manejados (Elliott et al., 2008). Dos ejemplos de este último enfoque son el programa de Hawaiiano (Vargas et al., 2008) y el Programa Regional Moscamed (SENASICA, 2010).

La mosca del Mediterráneo en México es considerada actualmente una plaga cuarentenaria no presente, aunque en forma excepcional se han detectado brotes aislados en la frontera con Guatemala. Para su contención desde Centroamérica se ha implementado el Programa Regional MOSCAMED, un programa trinacional (México-Guatemala-Estados Unidos) cuyo objetivo es el monitoreo y contención de la dispersión de la plaga hacia el norte, e idealmente su erradicación de Centroamérica. Desde el punto de vista operativo, en el estado de Chiapas y Guatemala el Programa tiene ubicadas las siguientes áreas (Figura 9): un área libre, que abarca la mayor parte del estado de Chiapas (74, 148 km²) y parte de Guatemala (35,639 km²), un área de baja prevalencia, con 3,632 km² en Chiapas y 8,601 km² en Guatemala,), un área de supresión ubicada en Guatemala (12,234 km²) y un área infestada bajo monitoreo (4,773 km²) (SENASICA 2010).

En los esfuerzos de contención de la plaga en México, se tienen considerados los principales de métodos de control, mismos que se discuten a continuación:

a) Control mecánico (Programa Regional Moscamed, 2006d).

Cuando se llega a detectar alguna hembra o macho fértiles, se implementa este método de control con el objetivo de eliminar cualquier estado inmaduro de *Ceratitidis capitata* en árboles hospederos ubicados en un km² alrededor del punto de detección, así como cualquier sustrato donde la plaga pudiese potencialmente ovipositar.

Los frutos cosechados son colectados y enterrados el mismo día de la cosecha, en un agujero suficientemente profundo como para que sean cubiertos por una capa de al menos 25 cm de tierra. Esa acción debe incluir tanto a los frutos maduros como a los frutos remanentes que puedan subsecuentemente convertirse en sustrato de oviposición. Si el propietario de los árboles reclamase los frutos cosechados, éstos deben ser tratados con agua hirviendo, previo a su entrega, o despulparlos (café) utilizando despulpadores manuales. La pulpa obtenida debe ser tratada con cal hidratada o enterrada como si se tratara de frutos. En los casos donde se detecten hospedantes silvestres, los frutos de estos deben ser eliminados. En este tipo de acciones de control es fundamental contar con el apoyo y comprensión de los propietarios de los predios. Para tal efecto las tareas de divulgación que realiza MOSCAMED son fundamentales.

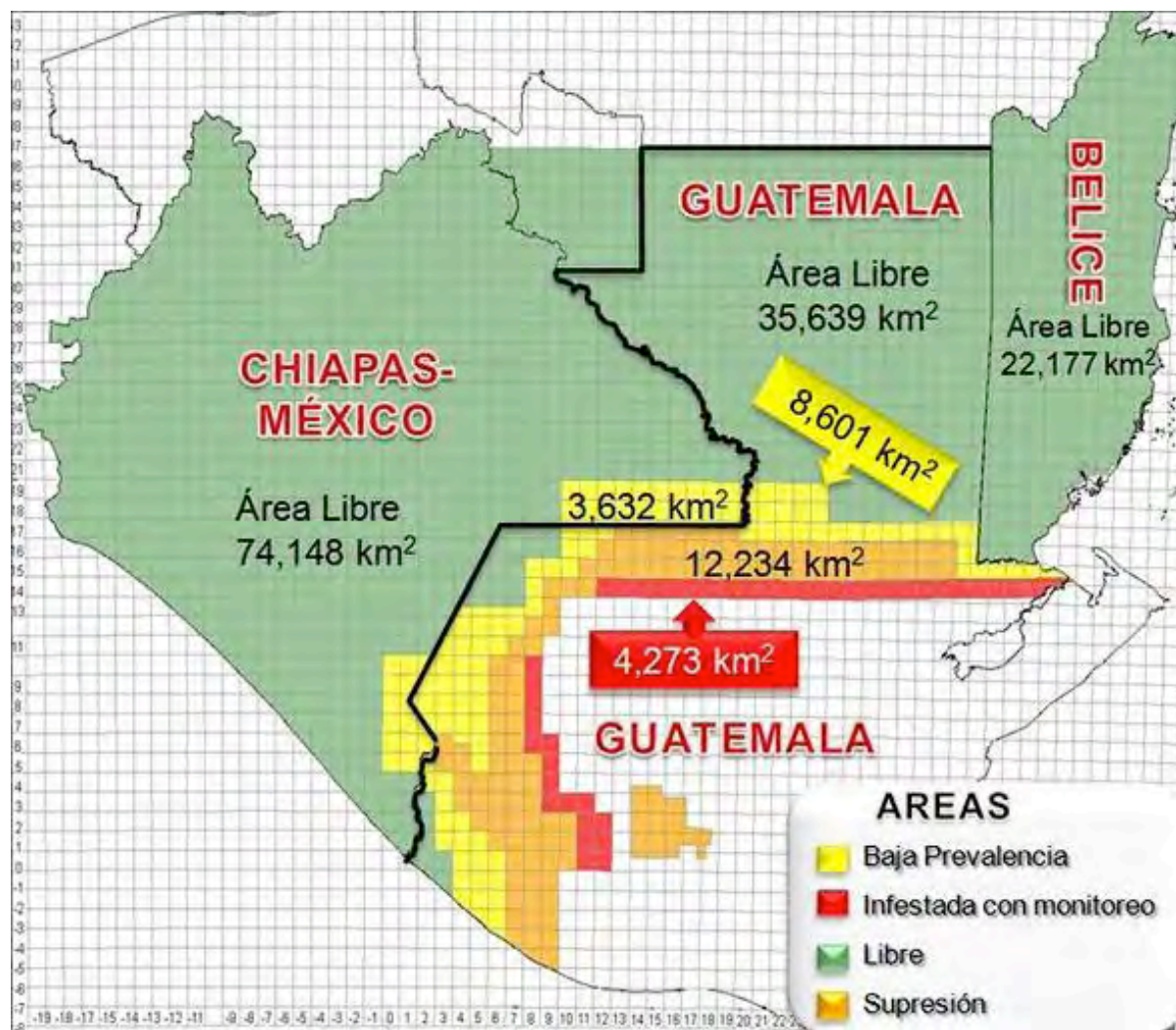


Figura 9. Áreas operativas para el control y monitoreo de la mosca del Mediterráneo. Fuente: SENASICA (2010)

b) Control químico.

Las estrategias de uso insecticidas para el control de *C. capitata* han estado enfocadas al uso de aspersiones de cobertura y al uso localizado de cebos, dentro de los que se incluyen las técnicas de aniquilación de machos, en la que se utilizan paraferomonoas en trampas con insecticidas (Cunningham, 1989c). El uso de cebos se basa en el principio de que tanto las hembras como los machos son fuertemente atraídos a una fuente de proteína, de la que emana amonio, producto su descomposición; tiene la ventaja de que las moscas son atraídas al insecticida, lo que minimiza el impacto en los enemigos naturales de la plaga (Bateman y Morton, 1981; EPPO, 2009). Recientemente se han evaluado alternativas a los cebos con base en este principio y se ha determinado que varios fertilizantes orgánicos e inorgánicos pueden ser tan atractivos a las moscas del Mediterráneo como los cebos usados comercialmente, lo que los hace viables para una evaluación subsecuente (Mazor, 2009).

El insecticida malation (dietil (dimetoxityiophosphoriltio)succinato ha sido ampliamente utilizado desde la década de los 50s, en combinación con cebos, para controlar *C. capitata* (Steiner et al. 1961). Sin

embargo, su uso se ha estado reduciendo por sus efectos negativos en insectos benéficos (p.e. Hoelmer and Dahlsten, 1993; Messing et al., 1995), por los riesgos de toxicidad en humanos (Flessel et al. 1993; Edwards et al., 2007) y por evidencias de generación de resistencia en poblaciones silvestres de la plaga (Magaña, et al., 2007, 2008). Este insecticida recientemente ha sido excluido del Anexo Uno de la Directiva 91/414 de la Comunidad Económica Europea, que lista los ingrediente permitidos para el control de plagas en esa región (Magaña et a., 2008).

En años recientes, el spinosad se ha convertido en una alternativa al malation. Se trata de una combinación de espinosinas purificadas del actinomiceto *Saccharopolyspora spinosa* Mertz (Thompson et al., 2000). El spinosad es comercializado como GF-120, que consiste en una combinación de atrayente y estimulante alimenticio y se utiliza a volúmenes de 2 a 4 litros/ha (Mangan, et al., 2006). Ochenta partes por millón de spinosad tienen un efecto equivalente al del malation al 20% (Burns et al. 2001; Moreno y Mangan, 2002). En experimentos de campo se ha demostrado la efectividad de este producto para el control de *C. capitata* (Burns et al., 2001). Comparado con malation, el spinosad tiene menos efectos ambientales y es menos tóxico hacia algunos organismos benéficos (Stark et al., 2004; Urbaneja et al., 2009). Sin embargo, se ha reportado toxicidad a machos y hembras de los parasitoides de Tefritidos *Fopius arisanus* (Sonan), *Diachasmimorpha tryoni* (Cameron) y *Pysttalia fletcheri* (Silvestri), quienes sufren de toxicidad por contacto con el GF-120 (Wang, et al., 2005); aunque en estudios realizados por Ruiz et al. (2008) con *Diachasmimorpha longicaudata* (Ashmead) se ha concluido que es poco probable que el insecticida tenga un efecto significativo en liberaciones masivas de este braconido.

Una alternativa para el control de *C. capitata* es el uso del colorante Red 28, conocido como Floxin B, que tiene la particularidad de volverse tóxico a varios insectos cuando es expuesto a la luz. En un trabajo realizado en Chiapas, Moreno et al., (2001) determinaron que este xanteno tiene tanta eficacia como el malation para el control de adultos cuando es utilizado en aspersiones con cebos, pero su efectividad depende del tipo de proteína con que es combinado. El Floxin B es también tóxico a larvas de la plaga durante el estado de dispersión (Berni et al., 2009) al igual que otros compuestos del mismo tipo como la hematoporfirina IX (Pujol-Lereis et al., 2010); sin embargo su uso en estas etapas es limitado por razones prácticas.

Una alternativa al uso de cebos con spinosad y malation es el insecticida phosmet, quien puede causar niveles de mortalidad similares a los dos anteriores, con un relativo bajo impacto en la flora benéfica de cítricos (Urbaneja et al., 2009).

En la búsqueda de opciones de bajo impacto ambiental se han explorado inhibidores de enzimas digestivas purificados de semillas de *Crotalaria pallida* (Gomes et al., 2005) y diferentes concentraciones del extracto acuoso de *Cestrum parqui* (Zapata et al., 2006) en larvas de *C. capitata*, con resultados alentadores; así como el efecto del aceite de albahacar (*Oscimum basilicum* L.) y tres de sus principales constituyentes (trans-anetol, estragol, and linalool), quienes mostraron un efecto tóxico creciente conforme se incrementó la dosis y causaron 90% de mortalidad de adultos entre 8 y 38 minutos después de la exposición (Chang et al., 2009).

c) Control autocida o técnica del insecto estéril.

Este método, conocido también como la técnica del insecto estéril (TIE), consiste en la liberación de millones de machos estériles que compiten con los silvestres por las hembras fértiles. Debido a la muy alta proporción de adultos estériles liberados se incrementa la probabilidad de apareamientos que no producen descendencia, lo cual conduce a una reducción gradual en la población silvestre (Enkerlin, 2007; Hendrichs y Robinson, 2009; Programa Regional Moscamed, 2009b). Conforme la población silvestre declina y el número de insectos liberados se mantiene constante mediante liberaciones repetidas, la proporción de apareamientos infértiles aumenta y la tasa de supresión de la población silvestre se incrementa en forma creciente (denso-dependencia inversa) hasta su eventual erradicación (Hendrichs y Robinson, 2009).

La TIE sólo es efectiva con una alta proporción de machos estériles respecto las poblaciones silvestres.

Por ello es necesaria la implementación previa de métodos alternos de control para abatir las poblaciones de la plaga (Enkerlin, 2007; Hendrichs y Robinson, 2009; Gurr y Kvedaras, 2010). Las proporciones recomendadas por la FAO-OIEA para liberaciones iniciales varían de 25-50:1, en operaciones preventivas, hasta 100-150:1 en acciones de erradicación (Enkerlin, 2007). El programa Moscamed realiza liberaciones para mantener poblaciones de 1,500 a 5000 machos estériles por hectárea, de acuerdo a diversos criterios (Programa Regional Moscamed, 2009b).

Las estrategias de la TIE pueden estar enfocadas a la erradicación, supresión, contención o prevención de la plaga. La erradicación es factible de ser lograda debido a la acción de denso-dependencia inversa que causa la TIE, aunque no es factible que esta sea lograda si la población objetivo no es aislada (Hendrichs y Robinson, 2009). La supresión se orienta a disminuir las poblaciones de *C. capitata* sin el costo ecológico del uso de insecticidas. Para tal efecto se utilizan densidades de liberación bajas a medias con el fin de mantener las poblaciones silvestres a un mínimo aceptable (Enkerlin, 2007; Hendrichs y Robinson, 2009). Las acciones de contención son adoptadas para evitar la dispersión de la plaga desde sitios donde se ha establecido o para consolidar el progreso logrado mediante programas de erradicación en proceso. En áreas donde los niveles de la plaga son muy altos para la implementar la TIE, puede hacerse necesaria la integración de otros métodos de control. Finalmente, la estrategia de prevención es realizada en áreas donde se desea complementar las actividades cuarentenarias o donde éstas no son suficientes para prevenir el establecimiento de la mosca (Hendrichs y Robinson, 2009).

La esterilización de machos es realizada mediante radiación gamma a dosis que inducen esterilidad pero que no afectan significativamente su habilidad para volar, aparearse y transmitir esperma a las hembras silvestres (Hendrichs y Robinson, 2009). En México, la producción de moscas macho estériles es realizada en una planta ubicada en Metapa de Domínguez, Chiapas. En esta planta la producción de moscas es realizada mediante la cepa de mosca *tsl*, que tiene una mutación en el cromosoma 5 que vuelve a las hembras susceptibles a temperaturas extremas en la etapa de embrión. Esta particularidad permite matar a las hembras en etapa de huevo, 24 horas después de ovipositado, mediante tratamiento de 12 horas a temperaturas de 34 C. Cuando los machos alcanzan el estado de pupa, son irradiados para volverlos estériles. Existen plantas similares a la de Metapa en Argentina, Australia, Brazil, Chile, España, Estados Unidos, Guatemala, Israel, Peru, Portuga, y Sudáfrica.

En el Programa Moscamed la liberación de moscas se realiza mediante la técnica del adulto frío, que consiste en el acondicionamiento del material biológico a una temperatura de 2 a 3 C en la etapa previa y durante su liberación, con el fin de reducir su actividad durante el manejo. La liberación es realizada principalmente mediante aeronaves adaptadas con cajas de liberación especiales. Para el proceso de liberación se cuenta con equipo de posicionamiento global con corrección diferencial que permite trazar las líneas de vuelo con alta precisión y dar salida a las moscas en puntos específicos en cada bloque. La liberación se lleva a cabo a una altura entre 1000 y 2000 pies sobre el terreno. El tiempo de liberación depende de la cantidad de material biológico y número de líneas de vuelo que realice la aeronave. La velocidad de vuelo varía de 235 a 296 km por hora, de acuerdo del tipo de transporte.

d) Control legal

El control legal consiste en la implementación de la normatividad existente para el traslado de frutos con cuarentena, para evitar la dispersión de la mosca del Mediterráneo hacia áreas libres mediante frutos infestados que son transportados por personas o vehículos de carga. La reglamentación relativa al control legal, además de la Ley Federal de Sanidad Vegetal, está establecida en las Normas Oficiales NOM-023-FITO-1995, por la que se establece la campaña nacional contra mosca de la fruta; NOM-075-FITO-1997, que establece los requisitos y procedimientos fitosanitarios para la movilización de frutos hospederos de mosca de la fruta; y NOM-076-FITO-1999, que establece el procedimiento de trampeo para prevenir la introducción y establecimiento en el territorio nacional de moscas exóticas de la fruta de los géneros *Ceratitidis*, *Dacus* y *Bactrocera*, además de algunas especies de *Anastrepha spp.* y *Rhagoletis*.

Para efectos de control se tienen establecidos puestos de cuarentena en lugares estratégicos. La ubicación

y cantidad de estos es variable en función de las necesidades de erradicación de la plaga. En cada puesto se revisan camiones de carga, autobuses, equipajes o paquetes para verificar que no transporten frutos cuarentenados. Cuando estos son detectados son decomisados y destruidos.

e) Control biológico.

El control biológico es un componente del manejo integrado de *C. capitata* que resulta sumamente atractivo por su relativo bajo riesgo de impacto ecológico y su potencial para contribuir al cumplimiento de las regulaciones sanitarias en la comercialización de frutales, que imponen niveles de residuos de pesticidas cada vez más restrictivos. Entre los programas más antiguos de control biológico destaca el caso de Hawaii, donde desde 1913 se han realizado liberaciones de parasitoides que han dado como resultado el establecimiento de trece especies capaces de atacar huevos, estados larvarios y pupas de la mosca del Mediterráneo (Kroder y Messing, 2010).

El enfoque tradicional de este método es la identificación de agentes de control biológico y su cría y liberación en sitios de interés para propiciar su establecimiento. Un mejoramiento subsecuente implica la cría masiva y liberación de altas poblaciones de los organismos de interés. Sin embargo, aún en los casos considerados exitosos no se ha logrado abatir las poblaciones de *C. capitata* a niveles aceptables (Bokonon-Ganta et al., 2005). Esto ha dado lugar a la búsqueda de organismos alternativos o complementarios, o de opciones para incrementar la efectividad de los existentes, tales como la utilización de compuestos volátiles que recluten depredadores o parasitoides en las plantas o la combinación del control biológico con el control autocida. En este último caso existe potencial para evitar las limitaciones de cada método, ya que el primero de ellos puede ser usado para abatir la población, dando oportunidad a que la TIE opere efectivamente con bajos niveles poblacionales (Wong et al., 1992; Gurr y Kvedaras, 2010). Esta combinación tiene la ventaja de que el programa de cría masiva de adultos estériles de *C. capitata* puede ser extendido al cultivo de sus enemigos naturales.

El control biológico de la mosca del Mediterráneo ha estado basado principalmente en el uso de parasitoides, aunque también existen reportes alentadores de control mediante arácnidos, hongos y nematodos entomopatógenos.

En el Cuadro 4 se presenta información sobre especies de parasitoides de la mosca del Mediterráneo reportadas en la literatura reciente. Entre los parasitoides empleados resaltan *Fopius arisanus* (Sonan) y *Diachasmimorpha tryoni* (Cameron), por los altos niveles de parasitismo observables en huevos y larvas, respectivamente.

En lo referente a otros agentes de control biológico, se ha reportado que la araña lobo *Pardosa cribata* Simon, una especie abundante en huertos de cítricos de España, depreda larvas del tercer instar y adultos de *C. capitata*, con tasas de ataque de $0.771 \pm 0.213/\text{día}$ (Monzó et al., 2009). En el caso de los hongos, se ha reportado que aislamientos de *Trichoderma longibrachiatum*, *T. harzianum*, *Aspergillus niger* and *Penicillium oxalicum* redujeron significativamente la sobrevivencia de adultos de la plaga y el número promedio de huevos puestos por las hembras (El-Akhdar y Ouda, 2009). Similarmente, Muñoz et al., (2009) reportaron que cepas de *Beauveria bassiana* (Bals.) Vuillemin pueden causar mortalidad de 9.1 a 92% en adultos de *C. capitata*, mientras que Ekesi et al., (2005) reportaron que formulaciones granuladas de *Metarhizium anisopliae* aplicadas al suelo redujeron significativamente la emergencia de adultos de la plaga y que la efectividad de esta formulación se mantuvo después de 668 días de la aplicación. En el caso de los nematodos, se ha reportado que larvas pupariantes y adultos de la plaga son susceptibles a la infección por *Heterorhabditis bacteriophora*, *Heterorhabditis zealandica* y *Steinernema khoisanense* (Malan y Manrakhan, 2009).

Cabe enfatizar que la liberación de agentes de control biológico para el control de la mosca del mediterráneo sólo debe ser realizada después de una cuidadosa evaluación de los riesgos de afectación a otras especies, tales como polinizadores u otros insectos benéficos. Por ello es muy necesario hacer una cuidadosa evaluación del rango de hospedantes potenciales en la región y los parámetros demográficos del parásito en estos organismos (Mena-Correa et al., 2010).

a) Tratamientos postcosecha.

Además del decomiso y disección de frutos, es recomendable que los frutos de hospederos sean tratados mediante frío o calor para eliminar las larvas que pudiesen contener. Se han utilizado tratamientos de frío de 10 a 15 días a con 0 a 2 C, o tratamiento de ciertos tipos de frutos con calor de vapor (8 horas a 44 C), aire caliente o inmersión en agua caliente. En mango Ataulfo se ha determinado que la inmersión a 46.1 C por 90 minutos con preservación en refrigeración a temperaturas de 11.1 C, elimina las larvas de *Ceratitis capitata*, preservando la calidad comercial de la mayoría de los frutos. El uso de dibromuro de etileno ha sido discontinuado por sus riesgos de carcinogenicidad. Una alternativa es el uso de irradiación, aunque, además de los temores inherentes a su uso, en algunos casos es afectada la calidad comercial de los frutos (Sharp et al., 1989; Armstrong et al., 1995; Economopoulos et al., 2007; Ladaniya, 2008; Arvanitoyannis y Stratakos, 2010).

Cuadro 4. Parasitoides empleados en el control biológico de *Ceratitis capitata* (Wiedemann).

Familia	Especie	Estadio atacado	Referencia
Braconidae	<i>Diachasmimorpha kraussii</i> (Fullaway)	Larva intermedia a tard'a	Argov y Gazit (2008), Kroder y Messing, (2010)
Braconidae	<i>Diachasmimorpha longicaudata</i> (Ashmead)	Larva intermedia a tard'a	Viscarret et al., (2006), Kroder y Messing, (2010)
Braconidae	<i>Diachasmimorpha tryoni</i> (Cameron)	Larva intermedia a tard'a	Kroder y Messing, (2010)
Braconidae	<i>Fopius arisanus</i> (Sonan)	Huevo	Rousse et al., (2006), Argov y Gazit (2008), Kroder y Messing, (2010)
Braconidae	<i>Fopius caudatus</i> (SzŹpligeti)	Huevo	Kroder y Messing, (2010)
Braconidae	<i>Fopius ceratitivorus</i> Wharton	Huevo	Bokonon-Ganta et al., (2005), Argov y Gazit (2008); Kroder y Messing, (2010)
Braconidae	<i>Fopius vandenboschi</i> (Fullaway)	Larva en etapa inicial	Kroder y Messing, (2010)
Braconidae	<i>Psytalia concolor</i>	Larva-prepupa	Argov y Gazit (2008)
Braconidae	<i>Psytalia incisi</i> (Silvestri)	Larva intermedia a tard'a	Kroder y Messing, (2010)
Chalcididae	<i>Dirhinus giffardii</i> Silvestri	Pupa	Kroder y Messing, (2010)
Diapreidae	<i>Coptera haywardi</i> (Ogloblin)	Pupa	Baeza-Larios, et al., (2002)
Diapreidae	<i>Coptera silvestrii</i> (Kieffer)	Pupa	Kroder y Messing, (2010)
Eucoilidae	<i>Aganaspis daci</i> (Weld)	Pupa	Papadopoulos y Katsoyannos (2003)
Eulophidae	<i>Aceratoneuromyia indica</i> (Silvestri)	Larva tard'a	Kroder y Messing, (2010)
Eulophidae	<i>Tetrastichus giffardianus</i> Silvestri	Larva intermedia a tard'a	Kroder y Messing, (2010)
Eulophidae	<i>Tetrastichus giffardii</i> Silvestri	Todos los estadios larvales	Mohamed et al., (2006)
Pteromalidae	<i>Muscidifurax raptor</i>	Pupa	Kapongo et al., (2007)
Pteromalidae	<i>Pachycrepoideus vindemmiaae</i> Rondani	Pupa	Kroder y Messing, (2010)

LITERATURA CITADA

- Aluja, S. M. 1993. Manejo integrado de la mosca de la fruta. Editorial Trillas. México.
- Aluja, M. 1999. Fruit fly (Diptera: Tephritidae) research in Latin America: myths, realities and dreams. *Anais da Sociedade Entomologica do Brasil* 28: 565-594.
- Aluja, M. 1993. The study of movement in Tephritid flies: Review of concepts recent advances. in: Aluja, M. y P. Liedo (eds.), *Fruit flies. biology and management*, Springer, Verlag, New York, pp. 105-113.
- Annecke, D. P. y Moran, V. C. 1982. *Insects and mites of cultivated plants in South Africa*. Butterworths, Durban.
- Argov, Y. y Gazit, Y. 2008. Biological control of the Mediterranean fruit fly in Israel: Introduction and establishment of natural enemies. *Biological Control* 46 (2008) 502–507.
- Arita, L. H. y Kaneshiro, K. Y. 1986. Structure and function of the rectal epithelium and anal glands during mating behavior in the Mediterranean fruit fly male. *Proceedings of the Hawaiian Entomological Society*, 26:27-30.
- Arita, L. H. y Kaneshiro, K. Y. 1989. Sexual selection and lek behavior in the Mediterranean fruit fly, *Ceratitis capitata* (Diptera: Tephritidae). *Pacific Science*, 42:173-177.
- Armstrong, J.W., Hu, B.K.S., Brown, S.A. (1995) Single-temperature forced hot-air quarantine treatment to control fruit flies (Diptera: Tephritidae) in papaya. *Journal of Economic Entomology*, 88:678-682.
- Arvanitoyannis, I. S. y Stratakos, A. C. 2010. Irradiation of Insects: Disinfestation. In: I. S. Arvanitoyannis (ed.) *Irradiation of Food Commodities. Techniques, Applications, Detection, Legislation, Safety and Consumer Opinion*. Academic Press-Elsevier pp 537-560.
- Avery, J. W., Chambers, D. L., Cunningham, R. T., Leonhardt, B. A. (1994) Use of ceralure and trimedlure in Mediterranean fruit fly mass-trapping tests. *Journal of Entomological Science*, 29:543-556.
- Barbosa, S., Mexic, A. y Pereyra, R. 2000. Dispersal and survival of esterile male (tsl strain). *Mediterranean Fruit Flies*. in: Ken-Hong-Tan (eds.) *Area wide control of fruit flies ad ofther insect pest*, Penerbit Universiti Sains Malaysia Pinang, pp. 527.
- Bateman, M.A. y Morton, T.C., 1981. The importance of ammonia in proteinaceous attractants for fruit flies (Family: Tephritidae). *Aust. J. Agric. Res.* 32, 883–903.
- Berni, J., Rabossi, A., Pujol-Lereis, L.M., Tolmasky, D.S. y Quesada-Alluž, L.A.. 2009. Phloxine B affects glycogen metabolism in larval stages of *Ceratitis capitata* (Diptera: Tephritidae). *Pesticide Biochemistry and Physiology* 95:12–17
- Blay, S. y Yuval, B. 1997. Nutritional correlates to reproductive success of male Mediterranean fruit flies. *Animal Behaviour* 54:59–66.
- Berg, G. H. 1979. Pictorial key to fruit fly larvae of the family Tephritidae. Organismo Internacional Regional de Sanidad Agropecuaria., San Salvador, El Salvador.
- Bokonon-Ganta, A. H., Ramadan, M. M., Wang, X. y Messing, R. H. 2005. Biological performance and potential of *Fopius ceratitivorus* (Hymenoptera: Braconidae), an egg–larval parasitoid of tephritid fruit flies newly imported to Hawaii. *Biological Control* 33:238–247.

- Bonizzoni, M., Katsoyannos, B. I., Marguerie, R., Guglielmino, C. R., Gasperi, G., Malacrida, A., et al., 2002. Microsatellite analysis reveals remating by wild Mediterranean fruit fly females, *Ceratitidis capitata*. *Molecular Ecology* 11, 1915–1921.
- Bonizzoni, M., Gomulski, L. M., Mossinson, S., Guglielmino, C. R., Malacrida, A. R., Yuval, B., et al., 2006. Is polyandry a common event among wild populations of the pest *Ceratitidis capitata*? *Journal of Economic Entomology* 99, 1420–1429.
- Brice-o, R. D. y Eberhard, W. G. 2002. Courtship in the medfly, *Ceratitidis capitata*, includes tactile stimulation with the male's arista. *Entomologia Experimentalis et Applicata* 102: 221–228
- Brice-o, D., Eberhard, W., Vilardi, J., Cayol, J. P. y Shelly, T. 2007. Courtship behavior of different wild strains of *Ceratitidis capitata* (Diptera: Tephritidae). *Florida Entomologist* 90:15-18.
- Burns, R.E., Harris, D.L., Moreno, D.S., Eger, J.E., 2001. Efficacy of spinosad bait sprays to control Mediterranean and Caribbean fruit flies (Diptera: Tephritidae) in commercial citrus in Florida. *Fla. Entomol.* 84, 672–678.
- CAB International. 2000. Crop Protection Compendium Global Module CD-Room, 2nd edition. CAB International, Wallingford, UK.
- Chang, C. L., Cho, I. K. Y Li, Q. X. 2009. Insecticidal activity of basil oil, trans-anethole, estragole, and linalool to adult fruit flies of *Ceratitidis capitata*, *Bactrocera dorsalis*, and *Bactrocera cucurbitae*. *J. Econ. Entomol.* 102:203-209.
- Christenson, L. D. y Foote, R. H. 1960. Biology of fruit flies. *Annual Review of Entomology* 5:171-192.
- Conti, B. 1988. Effects of abiotic factors on *Ceratitidis capitata* (Wied.) (Diptera Tephritidae). 3. Larval and total development under constant temperatures. *Frustula Entomologica* 1988 Vol. 11 pp. 157-169.
- Copeland, R. S., Wharton, R. A., Luke, Q. y De Meyer, M. 2002. Indigenous hosts of *Ceratitidis capitata* (Diptera:Tephritidae) in Kenya. *Ann. Entomol. Soc. Am.* 95:672-694.
- Cunningham, R. T. 1989a. Population detection and assessment; population detection, In: Robinson, A.S. y Hooper, G. (eds), *Fruit Flies; their biology, natural enemies and control*. *World Crop Pests*, 3(B), 169-173. Elsevier, Amsterdam.
- Cunningham, R. T. 1989b. Biology and physiology; parapheromones. In: Robinson, A.S. y Hooper, G. (eds), *Fruit Flies; their biology, natural enemies and control*. *World Crop Pests*, 3(A), 221-230. Elsevier, Amsterdam.
- Cunningham, R. T. 1989c. Control; insecticides; male annihilation. In: Robinson, A.S. y Hooper, G. (eds), *Fruit Flies; their biology, natural enemies and control*. *World Crop Pests*, 3(B), 345-351. Elsevier, Amsterdam.
- Cunningham R. T., Kobayashi R. M., Miyashita, D. H. 1990. The male lures of tephritid fruit flies. in: Ridgway R.L., Silverstein R.M. y Inscoc, M.N. (eds) 1990. *Behavior-Modifying Chemicals for Insect Pest Management: Applications of Pheromones and Other Attractants*. New York pp. 255–267
- De Mayer, M. 2000. Systematic revision of the subgenus *Ceratitidis* MacLeay s. s. (Diptera: Tephritidae). *Zoological Journal of the Linnean Society*. 128: 439-467

- Díaz, L. M., Murcoa, F. A., Acosta, J. C. y Escobar, J. M. 2008. Capacidad dispersiva de *Ceratitis capitata* (Diptera: Tephritidae) entre valles agrícolas en San Juan, Argentina. *Rev. Soc. Entomol. Argent.* 67 (1-2): 155-161.
- Dimbi, S., Maniania, N. K. y Ekesi, S. 2009. Effect of *Metarhizium anisopliae* inoculation on the mating behavior of three species of African Tephritid fruit flies, *Ceratitis capitata*, *Ceratitis cosyra* and *Ceratitis fasciventris*. *Biological Control* 50:111-11.
- Economopoulos, A. P., Konsolaki, M. y Roditaki, M. 2007. Sensitivity of wild and genetic sexing strain *Ceratitis capitata* to high-temperature disinfestation of Valencia oranges. *Journal of Applied Entomology*, 131:722-727.
- Edwards, J. W., Lee, S. G., Heath, L. M. y Pisaniello, D. L. 2007. Worker exposure and a risk assessment of Malathion and Fenthion used in the control of Mediterranean fruit fly in South Australia. *Environmental Research* 103:38-45.
- Ekesi, S., Maniania, N. K., Mohamed, S. A. y Lux, S. A. 2005. Effect of soil application of different formulations of *Metarhizium anisopliae* on African tephritid fruit flies and their associated endoparasitoids. *Biological Control* 35:83-91.
- El-Akhdar, E. A. y Ouda, S. M. 2009. Pathogenicity of different fungal isolates to the adult stage of the Mediterranean fruit fly, *Ceratitis capitata* (Wiedmann). *Egyptian Journal of Biological Pest Control* 19:5-10.
- El Messoussi, S. E. Hafid, H, Lahrouni, A. y Afif, M. 2007. Simulation of Temperature Effect on the Population Dynamic of the Mediterranean Fruit Fly *Ceratitis capitata* (Diptera; Tephritidae). *Journal of Agronomy*, 6:374-377.
- Enkerlin W. 2007. Guidance for packing, shipping, holding and release of sterile flies in area-wide fruit flycontrol programmes. Joint FAO/IAEA Programme of Nuclear Techniques in Food and Agriculture.
- EPPO. 2006. Distribution maps of quarantine pests for Europe. *Ceratitis capitata*. European and Mediterranean Plant Protection Organization.
- EPPO, 2009. *Ceratitis capitata* in: EPPO A2 List of pests recommended for regulation as quarantine pests. Data Sheets on Quarantine Pests.
- Eskafi, F. M. y Cunningham, R. T. 1987. Host Plants of fruit flies (Diptera: Tephritidae) of economic importance in Guatemala. *Florida Entomologist*, 70:116-123.
- Étienne, J. 1972. Les principales Trypétides nuisibles d l'île de la Réunion. *Annales de la Societé Entomologique de France (N.S.)* 8:485-491.
- Fimiani, P. 1989. Pest status; Mediterranean region. In: Robinson, A.S. y Hooper, G. (eds), *Fruit Flies; their biology, natural enemies and control*. *World Crop Pests*, 3(A), 37-50. Elsevier, Amsterdam.
- Flessel, P., P.J.E. Quintana, and K. Hooper. 1993. Genetic toxicity of malathion: a review. *Environ. Mol. Mutagen.* 22: 7-17.
- Fletcher, B. S. (1989) Ecology; movements of tephritid fruit flies. In: *World crop pests 3(B)*. *Fruit flies; their biology, natural enemies and control* (Ed. by Robinson, A.S., Hooper, G.), pp. 209-219. Elsevier, Amsterdam, Netherlands.

Flores, B. S. 2003. Desarrollo de trampas y atrayentes para moscas de la fruta. In: SENASICA. Curso de actualización en moscas de la fruta. Puerto Vallarta, Jalisco, México. pp.26-33.

Freidberg, A. y Kugler, J. 1989. Diptera: Tephritidae. Fauna Palestina, Insecta, 4:1-212.

Gavriel, S., Gazit, Y. y Yuval B. 2009. Remating by female Mediterranean fruit flies (*Ceratitis capitata*, Diptera: Tephritidae): Temporal patterns and modulation by male condition. Journal of Insect Physiology 55:637-642.

Gomes, C. E. M., Barbosa, A. E.A.D., Macedo, L. L. P., Pitanga, J. C. M, Moura, F. T., Oliveira, A. S., Moura R. M., Queiroz A. F. S, Macedo F. P., Andrade L.B.S., Vidal M. S. y Sales, M.P. 2005. Effect of trypsin inhibitor from *Crotalaria pallida* seeds on *Callosobruchus maculatus* (cowpea weevil) and *Ceratitis capitata* (fruit fly). Plant Physiology and Biochemistry 43 (2005) 1095–1102.

Gurr, G.M. y Kvedaras, O.L.. 2010. Synergizing biological control: Scope for sterile insect technique, induced plant defenses and cultural techniques to enhance natural enemy impact. Biological Control 52:198–207.

Graaf, J. 2009. Host status of avocado ('Hass') to *Ceratitis capitata*, *Ceratitis rosa*, and *Ceratitis cosyra* (Diptera: Tephritidae) in South Africa. Journal of Economic Entomology. 102(4):1448-59.

Grout, T.G. y Stoltz, K.C. 2007. Developmental rates at constant temperatures of three economically important *Ceratitis* spp. (Diptera: Tephritidae) from Southern Africa. Environmental Entomology 36:1310-1317.

Hancock, D. L. 1987. Notes on some African Ceratitinae (Diptera: Tephritidae), with a discussion of the Afrotropical fauna. Journal of the Entomological Society of South Africa, 49:275-305.

Hancock, D. L. 1989. Pest status; southern Africa. in: Robinson, A.S. y Hoopoe, G. (eds). Fruit Flies; their biology, natural enemies and control. World Crop Pests, 3(A).51-58- Elsevier, Amsterdam.

Harris, E. J. 1989. Pest status; Hawaiian Island and North America. in: Robinson, A.S. y Hoopoe, G. (eds). Fruit Flies; their biology, natural enemies and control. World Crop Pests, 3(A). 73-81. Elsevier, Amsterdam.

Hendrichs, J. y Robinson, A. 2009. Sterile Insect Technique. In: Resh V.H. y R.T. Cardé. Encyclopedia of Insects (Segunda edición—n). Academic Press-Elsevier. pp. 953-957.

Hendrichs, J., Kenmore, P., Robinson, A.S. y Vreysen, M.J.B., 2007. Area-wide integrated pest management (AW-IPM): principles, practice and prospects. in: Vreysen, M.J.B., Robinson, A.S., Hendrichs, J (Eds.), Area-Wide Control of Insect Pests: from Research to Field Implementation. Springer, Dordrecht, Netherlands, pp. 3–33.

Harris, E. J. y Lee, C. Y. 1986. Seasonal and annual occurrence of Mediterranean fruit flies (Diptera: Tephritidae), and host plant on Kauai, Hawaiian Island. Environmental Entomology, 15:488-493.

Hendrichs, J. y Hendrichs, M. 1990. Mediterranean fruit fly (Diptera: Tephritidae) in nature: location and diel pattern of feeding and other activities on fruiting and non-fruiting hosts and non-hosts. Annals of the Entomological Society of America, 83:223-231.

Hernández-Ortiz, V., J. Guillén-Aguilar y L. López. 2010. Taxonomía e identificación de moscas de la fruta de importancia económica en América. In: P. Montoya, J. Toledo, y E. Hernández (Eds.). Mosca de la fruta: fundamentos y procedimientos para su manejo. S y G. editores. México, D. F. pp: 49-80.

- Hoelmer, K.A. y Dahlsten, D.L. 1993. Effects of malathion bait spray on *Aleyrodes spiraeoides* (Homoptera: Aleyrodidae) and its parasitoids in northern California. *Environ. Entomol.* 22, 49–56.
- Kapongo, J. P., Kevan, P. G. y Giliomee, J. H 2007. Control of Mediterranean fruit fly *Ceratitidis capitata* (Diptera: Tephritidae) with the parasitoid *Muscidifurax raptor* (Hymenoptera: Pteromalidae) in vineyards. *HortScience* 42:1400-1404.
- Knipling, E.F. 1992. Principles of insect parasitism analyzed from new perspectives. Practical implications for regulating insect populations by biological means. United States Department of Agriculture, Agriculture Research Service, Agricultural Hand Book vol. 693, pp. 1–335.
- Kolbe, M.E. y Eskafi, F. M. 1990. Method to Rank host plants infested with Mediterranean fruit fly, *Ceratitidis capitata* in multiple host situations in Guatemala. *Florida Entomologist*, 73:708-711.
- Kroder, S. y Messing, R. H. 2010. A new parasitoid from Kenya, *Fopius ceratitivorus*, complements the extant parasitoid guild attacking Mediterranean fruit fly in Hawaii *Biological Control* 53:223–229.
- Ladaniya, M. 2008. Citrus Fruit: Biology, Technology and Evaluation. Academic Press-Elsevier. San Diego, CA.
- Le Pelley, R. H. 1959. Agricultural Insects of East Africa. East Africa High Commission, Nairobi.
- Liquido, N. J., Shinoda, L. A. y Cunningham, R. T. 1991. Host plants of the Mediterranean fruit fly (Diptera: Tephritidae): an annotated world review. *Misc. Publ. Entomol. Soc. Am.* 77: 1-52.
- Liquido, N. J., Barr, P. G. y Cunningham, R. T.. 1998. MEDHOST, an encyclopedic bibliography of the host plants of the Mediterranean fruit fly, *Ceratitidis capitata* (Wiedemann), Version 1. In F. C. Thompson [Ed.], Fruit fly expert identification system and systematic information database. Diptera data dissemination disk 1.
- Magaña, C., Hernández-Crespo, P., Ortego, F. y Castañera, P., 2007. Resistance to malathion in field populations of *Ceratitidis capitata*. *J. Econ. Entomol.* 100:1836–1843.
- Magaña, C., Hernández-Crespo, P., Brun-Barale, A., Couso-Ferrer, F., Bride, J.M., Castañera, P., Feyereisen, R. y Ortego, F. 2008. Mechanisms of resistance to malathion in the medfly *Ceratitidis capitata*. *Insect Biochemistry and Molecular Biology* 38 :756– 762.
- Malavasi, A., Morgante, J. S. y Zucchi, R. A. 1980. Biología de ‘moscas-das-frutas’ (Diptera. Tephritidae). I: Lista de hospedeiros e ocoerencia. *Revista Brasileira de Biología*, 40:9-16.
- Malan, A. P. y Manrakhan, A. 2009. Susceptibility of the mediterranean fruit fly (*Ceratitidis capitata*) and the natal fruit fly (*Ceratitidis rosa*) to entomopathogenic nematodes. *Journal of Invertebrate Pathology* 100:47–49.
- Mazor, M. 2009. Competitiveness of fertilizers with proteinaceous baits applied in Mediterranean fruit fly, *Ceratitidis capitata* Wied. (Diptera: Tephritidae) control. *Crop Protection* 28 :314–318.
- Mena-Correa, J., Sivinski, J., Anzures-Dadda, A., Ramírez-Romero, R., Gates, M. y Aluja M. 2010. Consideration of *Eurytoma sivinskii* Gates and Grissell, a eurytomid (Hymenoptera) with unusual foraging behaviors, as a biological control agent of tephritid (Diptera) fruit flies.
- Messenger, P. S., y Flitters, N. E.. 1958. Effect of constant temperature environments on the egg stage of three species of Hawaiian fruit flies. *Ann. Ent. Soc. Amer.* 51: 109-119.

- Messing, R.H., Asquith, A. y Stark, J.D., 1995. Effects of malathion bait sprays on nontarget insects associated with corn in Western Kauai, Hawaii. *J. Agric. Entomol.* 12, 225–265.
- Mohamed S. A., Wharton, R. A., Mžrey, G. y Schulthess, F. 2006. Acceptance and suitability of different host stages of *Ceratitis capitata* (Wiedemann) (Diptera: Tephritidae) and seven other tephritid fruit fly species to *Tetrastichus giffardii* Silvestri (Hymenoptera: Eulophidae). *Biological Control* 39:262–271.
- Monz—, C., Mollž, O., Casta—era, P. y Urbaneja, A. 2009. Activity-density of *Pardosa cribata* in Spanish citrus orchards and its predatory capacity on *Ceratitis capitata* and *Myzus persicae*. *BioControl* 54:393-402.
- Morales, P., Cermeli, M., Godoy, F. y Salas, B. 2004. A list of Mediterranean fruit fly, *Ceratitis capitata* Wiedemann (Diptera: Tephritidae), host plants based on the records of INIA-CENIAP Museum of Insects of Agricultural Interest. *Entomotropica*, 19:51-54
- Moreno, D. S., Celedonio, H., Mangan, R. L., Zavala, J. L. Y Montoya, P. 2001. Field evaluation of a phototoxic dye, phloxine B, against three species of fruit flies (Diptera: Tephritidae). *J. Econ. Entomol.* 94(6):1419-1427
- Mossinson, S., Yuval, B. 2003. Regulation of sexual receptivity of female Mediterranean fruit flies: old hypotheses revisited and a new synthesis proposed. *Journal of Insect Physiology* 49, 561–567.
- Mu—oz, J. A. De La Rosa, W. y Toledo, J. 2009. Mortalidad en *Ceratitis capitata* (Wiedemann) (Diptera: Tephritidae) por diversas cepas de *Beauveria bassiana* (Bals.) Vuillemin, en condiciones de laboratorio. *Acta Zool—gica Mexicana* 25: 609-624
- Nakagawa, S. Farias, G. J. y Urago, T. 1968. Newly recognized hosts of the Oriental fruit fly, mel—n fly, and Mediterranean fruit fly. *Journal of Economic Entomology*, 61:339-340.
- OEPP/EPPO (2006) Data sheets on quarantine organisms. *Ceratitis capitata*. Bulletin OEPP/EPPO Bulletin 11 (1).
- Nasca, A. J., J. A. Zamora, L. E. Vergara, and H. E. Jaldo. 1996a. Hospederos de moscas de los frutos en el Valle de Antinaco-Los Colorados, provincia de La Rioja, Republica Argentina. *CIRPON, Revista de Investigaciones* 10: 19-24.
- Nishida, R., Shelly, T. E., Whittier, T. S. y Kaneshiro, K. Y. 2000. α -Copaene, a potential rendezvous cue for the Mediterranean fruit fly, *Ceratitis capitata*? *Journal of Chemical* 26:87-100.
- Nyamukondiwa, C. y Terblanche J. S. 2009. Thermal tolerance in adult Mediterranean and Natal fruit flies (*Ceratitis capitata* and *Ceratitis rosa*): Effects of age, gender and feeding status *Journal of Thermal Biology* 34:406–414.
- Organismo Internacional de Energía Atómica (OIEA), 2005. Guía para el trampeo en programas de control de la mosca de la fruta en áreas amplias. Viena, Austria.
- Oroño, L. E., Albornoz-Medina, P., Nunez-Campero, S., Van Nieuwenhove, G.A., Bezdjian, L. P., Martin, C. B., Schliserman, P. y Ovruski, S. 2006. Update of host plant list of *Anastrepha fraterculus* and *Ceratitis capitata* in Argentina. Proceedings of the 7th International Symposium on Fruit Flies of Economic Importance. 10-15 September 2006, Salvador, Brazil. pp. 207-225
- Papadopoulos, N. T. y Katsoyannos, B. I. 2003. Field parasitism of *Ceratitis capitata* larvae by *Aganaspis daci* in Chios, Greece. *BioControl* 48: 191–195.

Papadopoulos, N. T., Liedo, P., Müller, H., Wang, J., Molleman, F. y Carey, J. R. 2010. Cost of reproduction in male medflies: The primacy of sexual courting in extreme longevity reduction. *Journal of Insect Physiology* 56:283-287.

Peñarrubia M., I. E. 2010. Biology studies and improvement of *Ceratitidis capitata* (Wiedemann) mass trapping control technique. PhD Theses. Universidad de Lleida. Lleida, España. 208 p.

Pino G., A. y Garrido V.A. 1996. Evaluación de puesta de *Ceratitidis capitata* Wied., con temperaturas variables en campo y constantes en laboratorio. *Boletín de Sanidad Vegetal, Plagas* 22:401-410.

Pinto, V. M. 2003. Identificación de moscas de la fruta. In: SENASICA. Curso de actualización en moscas de la fruta. Puerto Vallarta, Jalisco, México. pp.5-25.

Prokopy, R. J. y Roetberg, B. D. 1989. Fruit Fly Foraging Behavior. in: Robinson A. S. y G. Hoper (eds), *World Crop. Pest*, Elsevier Science, Amsterdam, Vol 3A:293.

PROGRAMA REGIONAL MOSCAMED, Guatemala – México – Estados Unidos. 2006a. Manual del sistema de detección por muestreo de frutos para la mosca del Mediterráneo *Ceratitidis capitata* W.

PROGRAMA REGIONAL MOSCAMED, Guatemala – México – Estados Unidos. 2006b. Manual para la identificación de estados inmaduros de la mosca del Mediterráneo.

PROGRAMA REGIONAL MOSCAMED, Guatemala – México – Estados Unidos. 2006c. Manual del sistema de detección por muestreo de frutos para la mosca del Mediterráneo *Ceratitidis capitata* W.

PROGRAMA REGIONAL MOSCAMED, Guatemala – México – Estados Unidos. 2006d. Manual de control mecánico de la mosca del Mediterráneo.

PROGRAMA REGIONAL MOSCAMED, Guatemala – México – Estados Unidos. 2006e. Manual de aspersión para el control de la mosca del Mediterráneo (*Ceratitidis capitata* W.)

PROGRAMA REGIONAL MOSCAMED, Guatemala – México – Estados Unidos. 2009a. Manual del sistema de detección por trapeo de la mosca del Mediterráneo (*Ceratitidis capitata* w.)

Programa Regional Moscamed. 2009b. Manual de control autocida de la mosca del Mediterraneo (*Ceratitidis capitata* Wied.) por el sistema de adulto frío.

Pujol-Lereis, L. M., Massaldi, A., Rabossi, A. y Quesada-Allué L. A. 2010. Photosensitizing effect of hematoporphyrin ix on immature stages of *Ceratitidis capitata* (Diptera: Tephritidae). *Photochemistry and Photobiology*, 2010, 86: 639–644.

Putruele, M. T. G. 1996. Hosts for *Ceratitidis capitata* and *Anastrepha fraterculus* in the Northeastern province of Entre Rios, Argentina, pp. 343-345. In B.A. McPheron and G.J. Steck. (eds.), *Fruit fly pests: a world assessment of their biology and management*. Delray Beach, Florida, St. Lucie Press, USA.

Putruele, M. T. G., Garrido, A. y Pino, A. A. 1997. Effect of variable exposition to threshold temperature on egg development of *Ceratitidis capitata* (Wiedemann). II International open meeting on fruit flies of economic importance, Lisbon, Portugal, 22-24 September 1997. *Bulletin OILB/SROP* pp. 1-6.

Putruele, M. T. G., Pino, A. A. y Garrido, A. 1997. Effect of temperature on the egg development of *Ceratitidis capitata* Wiedemann (Diptera: Tephritidae) in the field and under controlled conditions. In: Cravedi, P., Hartfield, C. y Mazzoni, E. (eds.). *Integrated plant protection in stone fruit*. Proceedings of the meeting at Zaragoza, Spain, 24-26 September 1996. *Bulletin OILB/SROP* pp. 6-13.

Rigamonti, I. E. 2004. Contributions to the knowledge of *Ceratitidis capitata* Wied. (Diptera, Tephritidae) in

- Northern Italy: I. Observations on the biology. *Bollettino di Zoologia Agraria e di Bachicoltura* 36:89-100.
- Rousse, P., Gourdon, F. y Quilici, S. 2006. Host specificity of the egg pupal parasitoid *Fopius arisanus* (Hymenoptera: Braconidae) in La Reunion. *Biological Control* 37:284–290.
- Ruiz L. F., Cancino, J., Arredondo, J., Valle, J., Díaz-Fleischer, S. F. y Williams, T. 2008. Lethal and sublethal effects of spinosad-based GF-120 bait on the tephritid parasitoid *Diachasmimorpha longicaudata* (Hymenoptera: Braconidae). *Biological Control* 44 (2008) 296–304.
- Secretaría de Agricultura, Ganadería y Desarrollo Rural. 1999. Norma Oficial Mexicana NOM-076-FITO-1999, Sistema preventivo y dispositivo nacional de emergencia contra las moscas exóticas de la fruta.
- Segura, D. F., Vera, M. T. y Cladera, J. L. 2004. Fluctuacion estacional en la infestacion de diversos hospedadores por la mosca del Mediterraneo, *Ceratitis capitata* (Diptera: Tephritidae), en la provincia de Buenos Aires. *Ecologia Austral* 14: 3-17.
- Segura, D. F., Vera, M. T., Cagnotti, C. L., Vaccaro, N, De Coll, O., Ovruski, S. M. y Cladera, J. L.. 2006. Relative abundance of *Ceratitis capitata* and *Aastrepha fraterculus* (Diptera: Tephritidae) in diverse host species and localities of Argentina. *Annals of the Entomology Society of America* 99(1): 70-83.
- SENASICA. 2010. Programa Trinacional Moscamed. En: Página web del Servicio Nacional de Sanidad, Inocuidad y Calidad Agroalimentaria <http://www.senasica.gob.mx/?id=1333>.
- Sharp, J. L., Ouye, M. T., Ingle, S. J., Hart, W. G., Enkerlin H., W. R., Celedonio H., H., Toledo, J., Stevens, L., Quintero, E., Reyes F., J. y Schwarz, A. 1989. Hot-water quarantine treatment for mangoes from the state of Chiapas, Mexico, infested with Mediterranean fruit fly and *Anastrepha serpentina* (Wiedemann) (Diptera: Tephritidae). *Journal of Economic Entomology* 82:1663-1666.
- Shelly, T. E., Whittier, T. S. y Kaneshiro, K. Y. 1994. Effect of sterile release on the natural mating system of the Mediterranean fruit fly. *Annals of the Entomological Society of America*, 87, 470-481.
- Shelly, T. E. y Villalobos E. M. 2004. Host plant influence on the mating success of male Mediterranean fruit flies: variable effects within and between individual plants. *Animal Behaviour* 68:417-426.
- Stark, J. D., R. Vargas, and N. Miller. 2004. Toxicity of spinosad in protein bait to three economically important tephritid fruit fly species (Diptera: Tephritidae) and their parasitoids (Hymenoptera: Braconidae). *J. Econ. Entomol.* 97: 911-915.
- Steiner, L. F., Rohwer, G. G., Ayers, E. L., y Christenson. L. D. 1961. The role of attractants in the recent Mediterranean fruit fly eradication program in Florida. *J. Econ. Entomol.* 54: 30-35.
- Tassan, R. L., K. S. Hagen, A. Cheng, T. K. Palmer, G. Feliciano y T. L. Bough. 1982. Mediterranean fruit fly life cycle estimations for the California eradication program. CEC/IOBC Symposium Athens November 1982. pp. 564-570.
- Thomas, M. C., Heppner, J. B., Woodruff, R. E, Weems, H. V., Steck, G. J. y Fasulo, T. R. 2007. Mediterranean Fruit Fly, *Ceratitis capitata* (Wiedemann)(Insecta: Diptera: Tephritidae). Featured Creatures Document EENY-214 (IN371) Entomology and Nematology Department, Florida Cooperative Extension Service, Institute of Food and Agricultural Sciences, Universidad de Florida.
- Thompson, G.D., Dutton, R. y Sparks, T.C., 2000. Spinosad-a case study: an example from a natural products discovery program. *Pest. Manag. Sci.* 56, 696–702.

- Urbaneja, A., Chueca, P., Montañán, H., Pascual-Ruiz, S., Dembilio, O., Vanaclocha, P., Abad-Moyano, R., Pina, T. y Castanera, P. 2009. Chemical alternatives to malathion for controlling *Ceratitidis capitata* (Diptera: Tephritidae), and their side effects on natural enemies in spanish citrus orchards. *J. Econ. Entomol.* 102:144-151.
- Vargas, R. I. Harris, E. J. y Nishida, T. 1983. Distribution and seasonal occurrence of *Ceratitidis capitata* (Wiedemann) (dipteral Tephritidae) on the Island of Kauai in the Hawaiian Islands. *Environmental Entomology*, 12:303-310.
- Vargas, R. I y Nishida, T. 1989. Distribution and abundance patterns for Mediterranean fruit fly in Hawaii: development of eradication strategies for Kauai. In Cavalloro, R. (ed.), *Fruit Flies of Economic Importance* 87. Proceedings of the CEC/IOBC International Symposium, Rome, 1987. Balkema, Rotterdam. Pp. 41-48.
- Vargas, R. I., Walsh, W. A., Kanehisa, D., Jang, E. B. y Armstrong, J. W. 1997. Demography of four Hawaiian fruit flies (Diptera: Tephritidae) reared at five constant temperatures. *Annals of the Entomological Society of America* 90:162-168.
- Vargas, R. I., Walsh, W. A., Kanehisa, D., Stark, J. D. y Nishida, T. 2000. Comparative demography of three Hawaiian fruit flies (Diptera: Tephritidae) at alternating temperatures. *Annals of the Entomological Society of America* 93:75-81.
- Vargas, R.I., Mau, R.F.L., Jang, E.B., Faust, R.M. y Wong, L., 2008. The Hawaii fruit fly areawide pest management programme. in: Koul, O., Cuperus, G., Elliott, N. (eds.), *Areawide Pest Management: Theory and Implementation*. www.cabi.org, E-book, pp. 300-325.
- Viscarret, M.M., La Rossa, R., Segura, D. F., Ovruski, S.M. y Cladera Jorge L. 2006. Evaluation of the parasitoid *Diachasmimorpha longicaudata* (Ashmead) (Hymenoptera: Braconidae) reared on a genetic sexing strain of *Ceratitidis capitata* (Wied.) (Diptera: Tephritidae). *Biological Control* 36:147–153.
- Wang, X. G., Jarjees, E. A., McGraw, B. K., Bokonon-Ganta, A. H., Messing, R. H. y Johnson, M. W. 2005. Effects of spinosad-based fruit fly bait GF-120 on tephritid fruit fly and aphid parasitoids. *Biological Control* 35:155–162.
- White, I. M., y Elson-Harris, M.M. 1992. *Fruit flies of economic significance: Their identification and bionomics*. CAB International, Wallingford, UK.
- Whittier, T. S., Kaneshiro, K. y Prescott, L. D. 1992. Mating behavior of Mediterranean fruit flies (Diptera: Tephritidae) in a natural environment. *Annals of the Entomological Society of America*, 85:214-218.
- Whittier, T. S., Nam, F., Shelly, T. E. y Kaneshiro, K. Y. 1994. Male courtship success and female discrimination in the Mediterranean fruit fly (Diptera: Tephritidae). *Journal of Insect Behavior*, 7:159-170.
- Willers, P. 1979. Suitability of *Harpephyllum caffrum* (kaffir plum) as host for Mediterranean fruit fly and false codling moth. *Citrus and Subtropical Fruit Journal*, 543:5-6.
- Wong, T.T.Y., Ramadan, M.M., Herr, J.C. y McInnis, D.O., 1992. Suppression of a Mediterranean fruit fly (Diptera: Tephritidae) population with concurrent parasitoid and sterile fruit fly releases in Kula, Maui, Hawaii. *Journal of Economic Entomology* 85, 1671–1681.
- Yuval, B. y Jurkevitch, E. 2010. Manipulation of the microbiota of mass-reared Mediterranean fruit flies *Ceratitidis capitata* (Diptera: Tephritidae) improves sterile male sexual performance. *ISME Journal* 4: 28-37.
- Zapata, N., Budia, F., Viñuela, E. y Medina, P. 2006. Insecticidal effects of various concentrations of selected extractions of *Cestrum parqui* on adult and immature *Ceratitidis capitata*. *J. Econ. Entomol.* 99):359-365.

ANEXOS

Anexo 1A. Superficie cosechada, producción y valor total de la producción nacional (año 2008) de especies perennes susceptibles a la mosca del Mediterráneo (*Ceratitis capitata*)

Cultivo	Sup. Cosechada (ha)	Producción (ton)	Valor Producción (miles de pesos)
Aguacate	4,935.55	34,656.78	173,640.71
Aguacate criollo	3,015.78	17,869.57	88,721.78
Aguacate hass	104,527.51	1,109,902.57	12,197,008.13
Anona	12.5	49	51.7
Cacao	61,035.85	27,548.93	708,026.43
Café cereza	755,245.18	1,389,142.58	5,459,106.09
Café cereza orgánico	11,738.39	25,526.51	83,559.24
Caimito	38	196.8	673.95
Capulín	111.2	336.7	1,051.94
Carambolo	78	587.9	4,416.48
Chabacano	306.95	1,386.81	7,013.42
Chirimoya	159	924.3	3,832.08
Ciruela de almendra	351.5	3,865.15	18,944.00
Ciruela del país	13,760.35	62,901.85	221,308.56
Ciruela española	324.6	1,640.80	7,695.05
Dátil	633.5	3,067.17	111,782.96
Durazno	3,874.40	25,114.72	231,801.06
Durazno criollo	19,858.44	43,007.76	238,025.14
Durazno diamante	14,338.25	100,983.60	604,199.42
Durazno oro	2,181.75	21,854.56	109,592.84
Granada china	217	1,244.35	7,452.01
Granada cordelina	0	0	0
Granada roja	284	2,495.75	14,653.75
Guanábana	2,656.58	21,770.35	91,898.33
Guayaba	3,823.40	33,382.67	75,078.91
Guayaba china	12.6	117.72	824.04
Guayaba criolla	947.38	6,074.01	27,373.68
Guayaba media china	16,714.46	245,860.43	1,061,890.37
Higo blanco	253.5	286.53	8,403.14
Higo negro	549.95	3,143.48	24,600.11
Lima	1,359.75	13,649.59	30,230.78
Limón real	0.5	3.1	6.2
Litchi	3,185.89	10,864.56	190,483.74
Mamey	1,247.25	15,326.24	52,075.62

Fuente: Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera, Secretaría de Agricultura, Ganadería, Pesca y Alimentación.

Anexo 1B. Superficie cosechada, producción y valor total de la producción nacional (año 2008) de especies perennes susceptibles a la mosca del Mediterráneo (*Ceratitis capitata*)

Cultivo	Sup. Cosechada (ha)	Producción (ton)	Valor Producción (miles de pesos)
Mandarina criolla	194	2,408.00	1,445.80
Mandarina	13,070.60	146,465.39	141,011.23
Mandarina Dancy	2,354.00	19,727.50	13,583.24
Mandarina Murcot	3,673.50	32,349.00	31,125.20
Mango	10,765.75	111,624.65	255,394.35
Mango Ataulfo	36,243.53	371,456.48	1,164,737.48
Mango Criollos	11,628.57	108,805.88	204,107.51
Mango Haden	24,031.91	206,289.97	443,822.58
Mango Keitt	6,525.28	66,448.83	86,259.56
Mango Kent T	13,323.03	158,244.95	353,352.67
Mango Manila	41,049.08	395,353.75	820,742.24
Mango Maniilla	4,461.60	33,121.83	51,662.46
Mango Oro	4,252.00	50,422.00	44,910.10
Mango Paraiso Petacon	483	2,339.60	6,102.08
Mango Tommy Atkins	19,521.16	212,428.98	350,924.53
Manzana	2,271.30	8,280.27	50,607.76
Manzana criolla	8,395.50	42,184.06	143,840.29
Manzana Golden Delicious	21,604.45	230,404.06	1,252,058.24
Manzana Red Delicious	18,449.92	194,776.46	1,139,990.98
Manzana Rome Beauty	2,558.75	27,565.95	96,883.22
Manzana Starking	1,928.00	8,489.50	39,709.83
Manzana Starking Delicious	78	288	1,277.70
Mara—on	1,500.70	4,170.94	16,483.75
Membrillo	728.5	7,385.13	32,937.71
Nanche	1,520.36	6,114.37	25,615.94
Naranja	16,051.64	173,728.28	179,115.38
Naranja agria (Washington Navel)	1,467.00	15,323.15	24,453.53
Naranja criolla	11,006.50	104,011.15	87,583.72
Naranja Hamlin	9,204.98	107,039.01	81,676.96
Naranja Valencia	300,606.74	3,897,136.70	3,707,386.14
N'spero	57	266.1	889.3
Papaya Amarilla	227	5,040.50	16,119.25
Papaya Criolla	8.5	168.1	561
Papaya Hawaiana	66	1,299.10	7,047.24
Papaya Maradol	14,602.41	619,519.42	2,384,514.17

Fuente: Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera, Secretaría de Agricultura, Ganadería, Pesca y Alimentación.

Anexo 1C. Superficie cosechada, producción y valor total de la producción nacional (año 2008) de especies perennes susceptibles a la mosca del Mediterráneo (*Ceratitis capitata*)

Cultivo	Sup. Cosechada (ha)	Producción (ton)	Valor Producción (miles de pesos)
Papaya Roja	1,253.50	26,906.50	57,942.88
Pera	3,748.95	21,104.36	70,999.94
Peron	281.3	2,478.10	6,787.78
Pérsimo	38	362	1,978.00
Pimienta	1,618.00	1,123.50	24,907.50
Pitahaya	343.19	1,172.62	9,470.65
Tejocote	661.1	3,539.18	5,295.62
Toronja (Pomelo)	14,855.90	378,251.64	417,409.69
Toronja (Pomelo) Criolla	363	2,439.00	3,252.90
Toronja (Pomelo) Marsh	708	13,534.80	45,612.24
Toronja (Pomelo) Red Blush	123	1,334.55	2,602.37
Toronja (Pomelo) Ruby Red	1,362.20	29,774.70	28,879.76
Tuna	5,190.55	64,864.37	201,295.92
Tuna Alfajayucan	18,204.00	175,795.82	500,094.02
Tuna Amarilla	6,769.00	41,423.25	87,148.24
Tuna Blanca Burron	2,683.15	17,864.55	39,113.76
Tuna Blanca Cristalina	7,027.91	41,078.00	86,882.77
Tuna Criolla	6	15	45
Tuna Roja	4,838.00	40,167.00	99,924.19
Tuna Xoconoxtle	1,256.00	12,298.50	31,405.60
Uva Fruta	16,095.45	182,070.78	3,104,541.43
Uva Industrial	6,950.80	73,846.35	261,125.87
Uva Pasa	3,501.00	10,171.97	93,763.12
Zapote Amarillo	3.5	10.5	31.5
Zapote Blanco	2.5	14.25	87
Zapote Chico (Chicozapote)	2,175.00	18,713.05	50,581.94
TOTALES	1,731,748.22	11,755,814.24	40,344,534.49

Fuente: Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera, Secretaría de Agricultura, Ganadería, Pesca y Alimentación.

Anexo 1B. Superficie cosechada, producción y valor total de la producción nacional (año 2008) de especies perennes susceptibles a la mosca del Mediterráneo (*Ceratitis capitata*)

Cultivo	Sup. Cosechada (ha)	Producción (ton)	Valor Producción (miles de pesos)
Algodon hueso	99,691.93	365,226.98	1,820,518.25
Berenjena	1,277.50	56,328.50	232,912.80
Berenjena semilla	0.04	0.01	0.06
Chile verde	131,267.77	2,051,685.32	11,277,701.67
Chile verde semilla	17	8.4	2,304.00
Fresa	4,644.50	178,253.45	1,228,664.22
Melon	23,689.48	578,928.52	1,704,397.55
Melon semilla	16	3.36	325.37
Pepino	17,123.20	502,173.25	1,466,058.81
Pepino semilla	3	1.25	385.95
Tomate rojo (jitomate semilla)	5	3	1,296.00
Tomate rojo (jitomate)	55,942.37	2,263,201.65	12,699,612.99
TOTALES	333,677.79	5,995,813.69	30,434,177.67

Fuente: Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera, Secretaría de Agricultura, Ganadería, Pesca y Alimentación.