Este anexo fue adoptado por la Comisión de Medidas Fitosanitaria en marzo de 2010.
La Comisión de Medidas Fitosanitarias, en su sexta reunión (2011), ha tomado nota de los cambios editoriales efectuados en español por el grupo de examen de los idiomas.

Este anexo es una parte prescriptiva de la norma.

ANEXO 1 de la NIMF 27: *Thrips palmi* Karny

ÍNDICE

1. Información sobre la plaga 1
2. Información taxonómica 3
3. Detección 3
4. Identificación 5
4.1 Identificación morfológica de los trips adultos 5
4.1.1 Preparación de trips para el examen microscópico 5
4.1.3 Identificación del género *Thrips* 6
4.1.4 Identificación de *Thrips palmi* 7
4.1.4.1 Características morfológicas de *Thrips palmi* 7
4.1.4.2 Comparación con especies similares (especies que son amarillas sin marcas más oscuras en el cuerpo o predominantemente amarillas o algunas veces amarillas) 8
4.2 Ensayos moleculares para la identificación de *Thrips palmi* 17
4.2.1 Ensayo de RCP en tiempo real basado en la secuencia generada por marcador SCAR para *Thrips palmi* 17
4.2.2 Ensayo de RCP en tiempo real basado en la secuencia COI para *Thrips palmi* 18
4.2.3 Ensayo de RCP-PLFR basado en la secuencia ITS2 relativo a nueve especies de trips incluido *Thrips palmi* 19
4.2.4 Ensayo de RCP-PLFR basado en la secuencia COI para 10 especies de trips incluido *Thrips palmi* 19
5. Registros 20
7. Agradecimientos 20
8. Referencias 21

REVOCADO

1. Información sobre la plaga

Thrips palmi Karny (Thysanoptera: Thripidae) es una plaga polífaga de las plantas, especialmente de especies de Cucurbitaceae y Solanaceae. Parece ser originaria de Asia meridional y haberse dispersado desde allí durante la segunda mitad del siglo XX. Se ha registrado su presencia en toda Asia y está muy dispersa por todo el Pacífico y el Caribe. Se ha registrado su presencia de forma localizada en América del Norte, América Central, América del Sur y África. Para obtener más información general acerca de *T. palmi*, véanse EPPO/CABI (1997) o Murai (2002); asimismo pueden consultarse las hojas de información sobre plagas, en versión electrónica, de *Pests and Diseases Image Library* (PaDIL, 2007) y EPPO (EPPO, 2008).

La especie causa daños económicos a los cultivos de plantas tanto como resultado directo de su actividad de alimentación como por su capacidad para ser vector de tospovirus como *Groundnut bud necrosis virus*, *Melon yellow spot virus* y *Watermelon silver mottle virus*. Es sumamente polífaga y se ha registrado en más de 36 familias de plantas. Es una plaga de exteriores, entre otras, que afecta a *Benincasa hispida*, *Capsicum annuum*, *Citrullus lanatus*, *Cucumis melo*, *Cucumis sativus*, *Cucurbita* spp., *Glycine max*, *Gossypium* spp., *Helianthus annuus*, *Nicotiana tabacum, Phaseolus vulgaris*, *Pisum sativum*, *Sesamum indicum*, *Solanum melongena, Solanum tuberosum* y *Vigna unguiculata*. En invernaderos, entre los hospedantes de importancia económica se encuentran *Capsicum annuum*, *Chrysanthemum* spp., *Cucumis sativus*, *Cyclamen* spp., *Ficus* spp., las orquidáceas y *Solanum melongena*. Los trips pueden transportarse en plantas para plantar, flores cortadas y frutas de especies hospedantes, así como en el embalaje o asociado con éste y el suelo.

Thrips palmi es de color amarillo casi en su totalidad (figuras 1-3) y su identificación resulta difícil debido tanto a su tamaño pequeño (1,0-1,3 mm) como a su gran similitud con algunas otras especies amarillas o predominantemente amarillas de *Thrips.*

Figura 1: *Thrips palmi*, hembra (izquierda) y macho (foto: A. J. M. Loomans, PPS, Wageningen, Países Bajos; escala de barra = 500 µm = 0.5 mm)

REVOCADO

Figura 2: *Thrips palmi* hembra
Figura 3: *Thrips palmi* macho
(Fotos: W. Zijlstra, PPS, Wageningen, Países Bajos; escala de barra: 300 µm)

2. Información taxonómica

- Nombre: *Thrips palmi* Karny, 1925
- Sinónimos: *Thrips clarus* Moulton, 1928
  Thrips tabacophilus Priesner, 1936
  Thrips gossypicola Ramakrishna y Margabandhu, 1939
  Chloethrips aureus Ananthakrishnan y Jagadish, 1967
  Thrips gracilis Ananthakrishnan y Jagadish, 1968
- Posición taxonómica: Insecta, Thysanoptera, Terebrantia, Thripidae
- Nombre común: trips del melón

3. Detección

Thrips palmi puede encontrarse en diferentes lugares según el estadio vital en que se halle.

- huevos en los tejidos de la hoja, la flor y el fruto
- larva I en las hojas, flores y frutas
- larva II en las hojas, flores y frutas
- pupa I en el suelo, cajas de embalaje y medio de crecimiento
- pupa II en el suelo, cajas de embalaje y medio de crecimiento
- adulto en las hojas, las flores y los frutos

En el material vegetal, *T. palmi* puede encontrarse en la mayoría de las partes aéreas de la planta; las partes de la planta infestadas pueden diferir en función de variables tales como el hospedante y las características de cada población separada de *T. palmi*.

REVOCADO

Durante el examen visual del material vegetal para detectar la presencia de *T. palmi*, se debe prestar atención a cicatrices plateadas, resultantes de la alimentación, en la superficie de las hojas de las plantas hospedantes, especialmente paralelas a la nervadura central y las venas. Las plantas que están muy infestadas se caracterizan con frecuencia por la apariencia plateada o bronceada de las hojas, la presencia de hojas y yemas apicales atrofiadas o frutos con cicatrices y deformaciones. La detección podrá dificultarse en circunstancias tales como:

- la infestación a bajos niveles, que podrá producir pocos síntomas o síntomas imposibles de detectar;
- la presencia de huevos dentro del tejido vegetal tan solo (por ejemplo, después de un tratamiento externo que pueda haber eliminado los estados de vida visibles).

Si se recolectan especímenes para realizar un examen morfológico, conviene conservarlos en un fluido que se llama AGA, el cual es una mezcla de 10 partes de etanol al 60 % con 1 parte de glicerina y 1 parte de ácido acético. Si los especimenes se van a almacenar, deberían transferirse en etanol al 60 % y guardarse en lugar oscuro, preferiblemente en un congelador para evitar que pierdan el color. No obstante, varios laboratorios han señalado que el AGA puede tener el efecto de desnaturalizar el ADN de los trips, lo que dificulta la realización posterior de trabajos moleculares. Una alternativa consiste en utilizar etanol al 80-95 % como fluido de conservación, pues en ese caso se pueden utilizar para los estudios moleculares todos los especímenes que no hayan sido montados. En tal caso, sin embargo, los especímenes deben almacenarse en un congelador hasta que vayan a usarse, ya que de lo contrario puede resultar difícil colocarlos en el portaobjeto.

Se pueden utilizar diversos métodos para recolectar especímenes de trips (Mantel y Vierbergen, 1996; modificado):

- los trips pueden tomarse individualmente de la planta (hojas, flores o frutos) y transferirse con la ayuda de un pincel fino húmedo a microtubos que contengan AGA.
- los trips pueden hacerse caer en una bandeja de plástico pequeña (por ejemplo, una bandeja blanca para los especímenes de color oscuro o una bandeja negra para los especímenes de color claro) sacudiendo las partes de la planta. En condiciones más frías, los trips generalmente empiezan a caminar por la bandeja en vez de volar, lo cual dará tiempo para recogerlos con un pincel fino húmedo, mientras que en condiciones más cálidas la recolección tiene que realizarse con mayor presteza ya que es probable que los trips salgan volando mucho más rápidamente. Los trips se pueden ver con facilidad en la bandeja utilizando solo una lupa, pero un observador con experiencia también los puede ver fácilmente a simple vista.
- pueden guardarse partes de la planta durante 24 horas en una bolsa de plástico cerrada, junto con un pedazo de papel de filtro para absorber la condensación. La mayoría de los trips saldrán de las partes de la planta y será posible entonces recolectarlos del interior de la bolsa.
- se puede utilizar un embudo Berlese para procesar material vegetal tal como bulbos, flores, especies hojarasca, musgo e incluso ramas secas de árboles. El embudo contiene un tamiz en el cual se deposita el material vegetal. Debajo del tamiz, el fondo del embudo lleva a un recipiente que contiene etanol al 70-96 %. Otra alternativa es utilizar etanol al 10% además de una agente humectante puesto que algunos trabajadores consideran que esto facilita la preparación del portaobjeto de buena calidad. El embudo se coloca bajo una lámpara eléctrica (60 W) y el calor y la luz conducirán a la mayoría de los trips que se encuentren presentes en las plantas hacia abajo y caerán en el recipiente. Después de un período apropiado (por ejemplo, ocho horas en el caso de flores cortadas), el contenido del recipiente puede observarse en un estereomicroscopio.
- los trips pueden monitorearse (solo los adultos alados) utilizando trampas pegajosas de colores u otros métodos apropiados. La capacidad de un color de atraer a los trips varía según las diferentes especies de trips; las trampas azules o blancas son buenas para *T. palmi*, aunque las trampas amarillas también funcionarán. Para la preparación del portaobjeto y la identificación al microscopio, los trips tendrán que extraerse de las trampas utilizando fluidos para desencolar tales como aquellos a base de aceites de cítricos, diclorometano o un sucedáneo de la trementina.

REVOCADO

No hay métodos reconocidos para extraer pupas de trips del suelo en un contexto cuarentenario.

4. Identificación

La identificación de las especies de trips mediante el examen morfológico está limitada a los especímenes adultos debido a que no existen claves adecuadas para la identificación de huevos, larvas o pupas. Sin embargo, la presencia de larvas en las muestras puede proporcionar información adicional importante, tal como la confirmación de su desarrollo en las plantas hospedantes. El método principal de identificación de material adulto se basa en los caracteres morfológicos. Para poder identificar la especie, debe examinarse el material utilizando un microscopio de elevada potencia (por ejemplo, x400). El uso de este protocolo junto con preparaciones microscópicas de buena calidad debería permitir identificar con certeza los especímenes de *T. palmi* adultos tan solo mediante el examen morfológico.

Los ensayos moleculares pueden realizarse en todos los estadios de vida, incluidos los estadios inmaduros en los que la identificación morfológica de la especie no es posible; además, en los casos en los que los especímenes adultos sean atípicos o hayan resultado dañados, los ensayos moleculares podrán proporcionar otra información pertinente acerca de su identidad. Sin embargo, la especificidad de los ensayos moleculares es limitada puesto que éstos se han desarrollado para fines específicos y se han evaluado en relación con un número limitado de especímenes, utilizando muestras de diferentes regiones geográficas, por ende, dicha información debe interpretarse cuidadosamente.

4.1 Identificación morfológica de los trips adultos

4.1.1 Preparación de trips para el examen microscópico

Para el examen con el microscopio de elevada potencia, los trips adultos deben montarse en el portaobjeto del microscopio. Los especímenes que se van a mantener en una colección de referencia es preferible macerarlos, deshidratarlos y montarlos en bálsamo de Canadá; Mound y Kibby (1998) ofrecen una descripción completa de este procedimiento. Sin embargo, el protocolo completo para la preparación del portaobjeto destinado al archivo toma 3 días para completarse.

Para las identificaciones rutinarias, un líquido de montaje hidrosoluble como el medio de Hoyer (50 ml de agua, 30 g de goma arábiga, 200 g de clorhidrato, 20 ml de glicerina) resulta más rápido y relativamente económico. A continuación se describe un método popular de preparación de portaobjetos para la identificación de rutina, presentado por Mound y Kibby (1998) (los diferentes laboratorios pueden considerar que otras variantes también funcionan bien).

Transfiera los especímenes del fluido de conservación a etanol al 70% limpio; si los especímenes están razonablemente flexibles, intente desplegar las patas, las alas y las antenas utilizando alfileres entomológicos; ponga un trips, con la parte ventral hacia arriba, en una gota de medio de Hoyer depositada en un cubreobjeto de 13 mm de diámetro y, si es necesario, use alfileres entomológicos para colocarlo; a continuación coloque cuidadosamente un portaobjeto sobre la gota de manera que ésta y el cubreobjeto se adhieran al centro del portaobjeto; dé la vuelta al portaobjeto en cuanto el líquido de montaje haya extendido hasta los bordes del cubreobjeto; escriba en el portaobjeto los detalles incluyendo la localidad, fecha de recolección y planta hospedante; introduzca el portaobjeto, con la tapa arriba, en un horno de secado entre 35 y 40°C y espere 6 horas antes de intentar hacer el estudio; deje en el horno aproximadamente 3 semanas para secar el líquido de montaje, antes de sellar el cubreobjeto con resina o esmalte de uñas.

4.1.2 Identificación de la familia Thripidae

Thrips palmi pertenece a la familia Thripidae, la cual incluye más de 2000 especies de 276 géneros. Las especies tienen en común las características que se enumeran en el Cuadro 1.

REVOCADO

Cuadro 1: Características comunes de la familia Thripidae

Parte del cuerpo	Característica
Antenas	Siete u ocho segmentos (ocasionalmente seis o nueve).
	Los segmentos III y IV presentan conos sensoriales emergentes (sensoria).
Alas anteriores (cuando están plenamente desarrolladas)	Generalmente delgadas, con dos venas longitudinales dotadas de una serie de setas.
Abdomen (hembra)	Ovipositor aserrado, con el extremo curvado hacia abajo.
Esternitos centrales (macho)	Con o sin áreas glandulares.

4.1.3 Identificación del género *Thrips*

El género *Thrips* contiene más de 280 especies de todas partes del mundo, aunque el género proviene principalmente de la región Holártica y los trópicos del Viejo Mundo. Los miembros del género tienen en común las características que se enumeran en el Cuadro 2.

Cuadro 2: Características comunes de los especímenes adultos del género *Thrips*

Parte del cuerpo	Característica
Forma del cuerpo (hembra)	macróptera o micróptera
Antenas	siete u ocho segmentos
	segmentos III y IV con conos sensoriales bifurcados emergentes
Setas ocelares	solo dos pares (par I ausente)
	el par II es más corto (en todo caso no es más largo) que el par III
Pronoto	dos pares (raramente uno o ninguno) de setas posteroangulares mayores
	normalmente tres (a veces cuatro) pares de setas posteromarginales
Basantra prosternal	carente de setas
Alas anteriores	la primera vena con hileras de setas con espacios variables, la segunda vena con hileras de setas completas
	clavo con cinco setas venosas (raramente seis)
Metaescutelo	par central de setas en el margen anterior o detrás de éste
	estrías o escultura reticulada
	sensilia campaniforme (poros metanotales) presente o ausente
Pata metatorácica	sin espínula
Tibia anterior	sin pinza apical
Tarsos	dos segmentos
Tergitos y esternitos abdominales	carentes de craspedos posteromarginales (valonas)
Tergitos abdominales	tergitos V a VIII con ctenidios laterales pareados (peines, cada uno compuesto de una fila submarginal de microtriquios) (ocasionalmente también en el IV)
	tergito VIII: ctenidios posteromesales al espiráculo
Esternitos y pleurotergitos abdominales	con o sin setas discales (secundarias)
Esternitos abdominales (macho)	Esternito abdominal III-VII, o menos, cada uno con un área glandular

REVOCADO

En la Tabla 4 se presenta un resumen simplificado de las características principales; la tabla va acompañada de dibujos lineales ilustrativos y fotomicrografías (figuras 4 a 5.12).

La identificación de adultos puede realizarse con claves. Mound y Kibby (1998) proporcionaron una clave para 14 especies de *Thrips* de importancia económica, incluida *T.palmi*. Además, existe una herramienta de ayuda en CD-ROM para la identificación de trips que incluye un sistema de identificación relativo a 100 especies de plaga de todo el mundo basado en fotomicrografías (Moritz *et al*., 2004).

Existen claves de los géneros más completas, producidas en el ámbito regional (tales claves no se han producido para la región afrotropical):

Asia: Bhatti (1980) y Palmer (1992) proporcionan claves para la identificación de especies de *Thrips* que están presentes en los trópicos asiáticos. Mound y Azidah (2009) proporcionan una clave para las especies de Malasia peninsular.

Europa: zur Strassen (2003) ha producido la clave más completa y reciente para las especies de Europa, incluida *Thrips* (en alemán).

América del Norte, América Central y América del Sur: Nakahara (1994) proporciona una clave para especies de *Thrips* del Nuevo Mundo. Mound y Marullo (1996) ofrecen una clave para las especies de *Thrips* que se encuentran en América Central y América del Sur, aunque solo una de estas especies es nativa de la región.

Oceanía: Mound y Masumoto (2005) proporcionan una clave para especies de *Thrips* de Oceanía. (Los autores del documento están conscientes del error que se deslizó inadvertidamente en la p. 42 en la sección titulada "Relationships" en la que se atribuye a *T. palmi* una característica de *T. flavus* Schrank – setas ocelares III juntas detrás del primer ocelo. La información correcta aparece en la descripción de la especie *T. palmi* presentada más arriba y ilustrada en la Figura 72.)

4.1.4 Identificación de *Thrips palmi*

4.1.4.1 Características morfológicas de *Thrips palmi*

Bhatti (1980), Bournier (1983), Sakimura *et al*. (1986), zur Strassen (1989), Nakahara (1994) y Mound y Masumoto (2005) proporcionan descripciones detalladas de *T. palmi*. Sakimura *et al*. (1986) presentaron una lista de los caracteres de diagnóstico principales para distinguir *T. palmi* de otras especies conocidas del género *Thrips*; en el Cuadro 3 se presenta una versión modificada.

Thrips palmi puede distinguirse con seguridad de todas las demás especies del género *Thrips* porque presenta todos los caracteres enumerados en el Cuadro 3. No obstante, la morfología de los trips está sujeta a variaciones incluso dentro de una misma especie y algunos de los caracteres enumerados a continuación pueden variar ligeramente en ocasiones. Por ejemplo, la coloración de las antenas o el número de setas dorsales en las alas anteriores pueden ser diferentes de los estados observados más comúnmente. Si el espécimen difiere en relación con uno o más de estos estados de caracteres, la identificación debería verificarse con referencia a una clave regional apropiada, como las mencionadas en el apartado 4.1.3.

Cuadro 3. Lista de características morfológicos que colectivamente distinguen *Thrips palmi* de otras especies del género *Thrips*

	Carácter morfológico
1.	Cuerpo amarillo claro sin zonas oscuras en la cabeza, el tórax o el abdomen (setas corporales ligeramente gruesas y negruzcas); segmentos de las antenas, I y II pálidos, III amarillo con extremo más oscuro, IV a VII marrones pero los segmentos IV y V normalmente con base amarilla; alas anteriores ligeramente oscuras en su totalidad, setas oscuras prominentes
2.	Las antenas presentan siempre siete segmentos
3.	Las setas postoculares II y IV son mucho menores que las demás

REVOCADO

4.	La seta ocelar III se encuentra bien justo fuera del triángulo ocelar, bien tocando las líneas tangentes que conectan el ocelo anterior y cada uno de los ocelos posteriores
5.	Metaescutelo con escultura convergente en la parte posterior; par de setas centrales detrás del margen anterior; par de sensilias campaniformes presentes
6.	Primera vena del ala anterior con tres setas distales (ocasionalmente dos)
7.	Tergito abdominal II con cuatro setas marginales laterales
8.	Tergitos abdominales III a IV con setas S2 oscuras y casi iguales a S3
9.	Tergito abdominal VIII con peine posteromarginal en la hembra completa, en el marcho desarrollado ampliamente en la parte posterior
10.	Tergito abdominal IX normalmente con dos pares de sensilia campaniforme (poros)
11.	Esternitos abdominales sin setas discales o microtriquios ciliados
12.	Pleurotergitos abdominales sin setas discales
13.	Esternitos III a VII del macho con una estrecha área glandular transversa cada uno

En la Tabla 4 se presenta un resumen simplificado de las características principales; la tabla va acompañada de dibujos lineales ilustrativos y fotomicrografías (figuras 5.1 a 5.12).

4.1.4.2 Comparación con especies similares (especies que son amarillas sin marcas más oscuras en el cuerpo o predominantemente amarillas o algunas veces amarillas)

En relación con cada una de las especies aquí enumeradas se indican las principales diferencias de los caracteres que permiten distinguirla de *Thrips palmi*. En caso de duda, consúltese una clave regional apropiada, como las mencionadas en el apartado 4.1.4.1, en las cuales se proporcionan también detalles sobre otras especies de *Thrips* que no se indican en la lista que sigue.

Dos especies de India (*T. alatus* Bhatti y *T. pallidulus* Bagnall) son muy similares a *T. palmi*, aunque se conoce poco acerca de su biología.

Thrips alatus
– el segmento antenal V es de color marrón uniforme
– tergitos abdominales III y IV con setas S2 más pálidas y mucho más débiles que S3 en ambos sexos
– la escultura estriada del metaescutelo por lo general no converge en la parte posterior
– distribución: India, Malasia, Nepal.

Thrips pallidulus
- – segmento antenal IV pálido
- – la escultura del metaescutelo medianamente reticulada, sin estriación
- – distribución: India.

Tres especies Paleárticas comunes (pero también con distribuciones más amplias) que pueden confundirse con *T. palmi* son *T. flavus*, *T. nigropilosus* Uzel y *T. tabaci* Lindeman.

Thrips flavus
– par II de setas ocelares dentro del triángulo ocelar, justo detrás del ocelo anterior
– la longitud del segmento antenal VI es de 54-60 µm (42-48 µm en *T. palmi*)
– las líneas de escultura del metaescutelo no convergen en la parte posterior

– distribución: trips de flores comunes en toda Asia, Europa.

Thrips nigropilosus
– normalmente con marcas oscuras en el tórax y el abdomen
– metaescutelo con reticulaciones irregulares centrales (en *T. palmi*, estrías longitudinales) y sin sensilia campaniforme
– tergito abdominal II con tres setas laterales marginales
– tergitos abdominales IV y V con un par de setas medianas (S1) más de 0,5 veces más largas que la longitud media de estos tergitos (menos de 0,3 veces en *T. palmi*)

REVOCADO

– distribución: especies que se alimentan de las hojas comunes, algunas veces plaga de plantas de la familia Compositae; Asia, África del Este, Europa, América del Norte, Oceanía.

Thrips tabaci
– su color varía mucho, pero normalmente presenta marcas más o menos marrones o grisáceas
– todas las setas postoculares son de longitud subigual
– metaescutelo con reticulaciones longitudinales irregulares, normalmente con pequeñas arrugas internas centrales, y carente de sensilia campaniforme
– primera vena de las alas anteriores normalmente con cuatro (ocasionalmente de dos a seis) setas distales
– tergito abdominal II con tres setas laterales marginales
– tergito abdominal IX solo con un par posterior de sensilias campaniformes
– los pleurotergitos abdominales presentan numerosos microtriquios ciliados que salen de las líneas de escultura
– macho: estrecha área glandular transversal solo en los esternitos abdominales VII a VIII
– distribución: plaga polífaga con distribución mundial

Dos especies más, una paleártica (*T. alni* Uzel) y una europea (*T. urticae* Fabricius) se encuentran con menos frecuencia pero pueden confundirse con *T. palmi*. Las hembras de *T. alni* son particularmente similares desde el punto de vista morfológico a las de *T. palmi*.

Thrips alni
– segmento antenal V de color marrón uniforme
– tergitos abdominales II a V con setas S2 pálidas
– tergito abdominal V con seta S2 mucho más débil que seta S3 (estas setas son casi iguales en *T. palmi*)
– tergito abdominal VIII con seta S1 casi igual a la seta S2 (S1 es mucho más débil que S2 en *T. palmi*)
– macho: esternitos abdominales III a VI con una pequeña área glandular ovalada
– distribución: limitado a las hojas de *Alnus*, *Betula* y *Salix*; Europa, Siberia, Mongolia.

Thrips urticae
– pronoto con un par de setas en el margen anterior casi dos veces más largas que las setas distales (por lo general más de 25µm; en *T. palmi*, en cambio, siempre menos de 25µm)
– metaescutelo con reticulaciones longitudinales centrales
– tergitos abdominales generalmente con un área media grisácea
– tergito abdominal IX con solo un par posterior de sensilias campaniformes
– distribución: limitada a *Urtica dioica*; Europa.

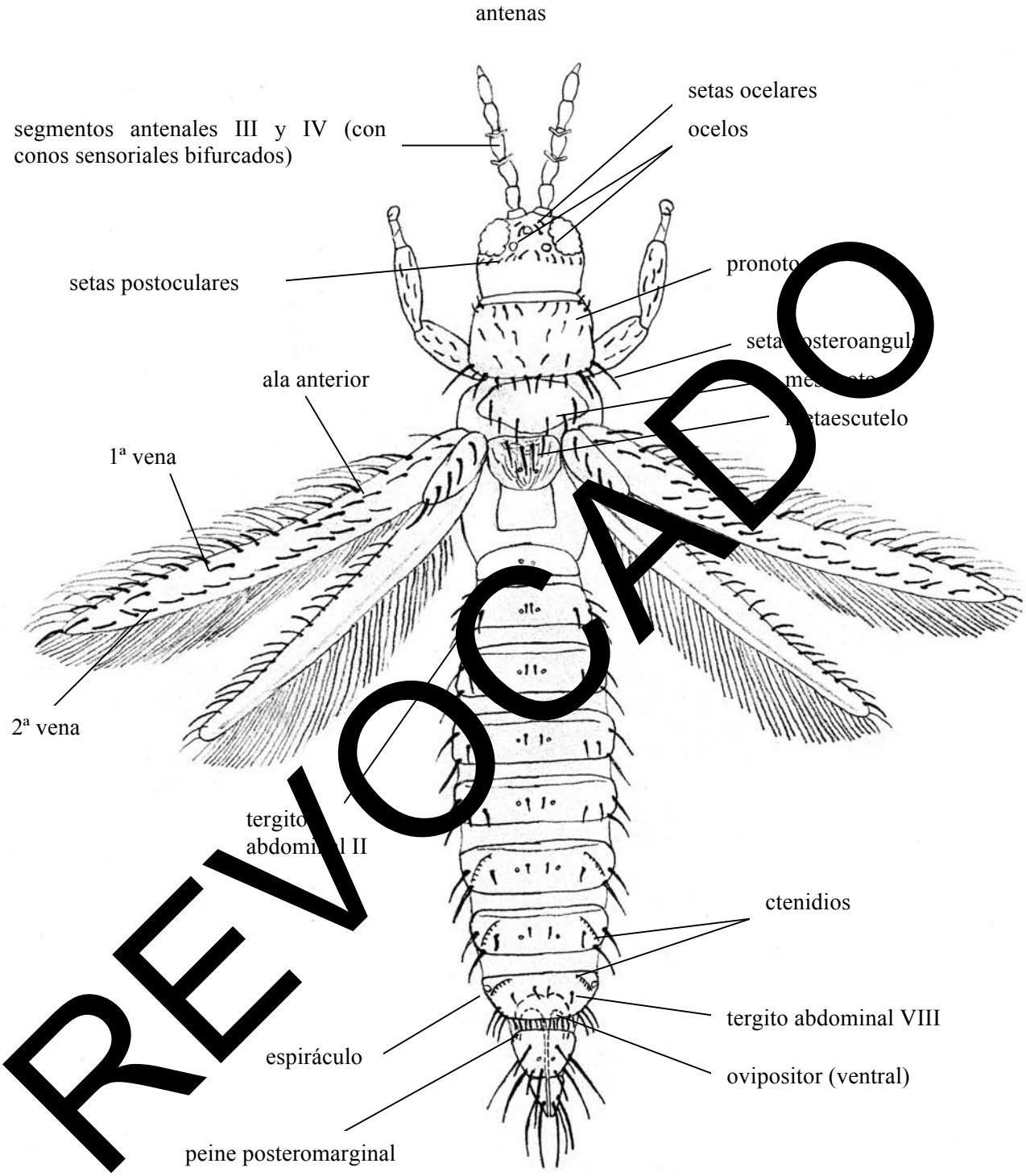
REVOCADO

Tabla 4: Listas simplificadas de las características de diagnóstico para el reconocimiento rápido de: (a) el género *Thrips*; (b) *Thrips palmi*
(Para localizar las diversas características, véase la figura 4.)

(a) Los especímenes pueden reconocerse como *Thrips* por la combinación de los siguientes caracteres		
Antena	Con siete u ocho segmentos distintos: segmentos III y IV con conos sensoriales bifurcados	Figs. 5.1 y 5.2
Cabeza	Con dos pares de setas ocelares (II y III); falta el par I, par II más corto que el par III	Fig. 5.3
Ala anterior	I vena - Con una hilera de setas en la primera vena continua o interrumpida	Fig. 5.5
Tergitos abdominales V a VIII	con ctenidios pareados	Fig. 5.6
Tergito abdominal VIII	con ctenidios posteromesales respecto al espiráculo	Fig. 5.6
(b) Los especímenes pueden identificarse como *Thrips palmi* por la presencia de los siguientes caracteres		
Color del cuerpo	Amarillo claro sin áreas oscuras en la cabeza, el tórax o el abdomen: segmentos antenales I y II pálidos	Figs. 1–3
Segmento antenal V	Generalmente amarillento en el extremo basal ⅓ a ½	Fig. 5.1
Segmento antenal VI	Longitud = 42-48µm	Fig. 5.1
Cabeza: par de setas ocelares III	Con sus bases situadas fuera del triángulo ocelar o tocando las líneas de tangente que conectan el ocelo anterior a cada uno de los ocelos posteriores	Fig. 5.3
Pronoto	Con dos pares de setas posteroangulares mayores	Fig. 5.4
Ala anterior: Primera vena	Con tres (ocasionalmente dos) setas distales	Fig. 5.5
Metaescutelo	Con un par de setas centrales detrás del margen anterior y un par de sensilias campaniformes; con escultura estriada convergente en la parte posterior	Fig. 5.7
Pleuritergitos abdominales	Carentes de setas distales; líneas de escultura sin microtriquios ciliados	Fig. 5.8
Tergito abdominal II	Con cuatro setas laterales marginales	Fig. 5.9
Tergitos abdominales III y IV	S2 casi igual a S3	Fig. 5.10
Tergito abdominal VIII	Hembra con peines posteromarginales completos; macho con peines posteromarginales amplios en la parte media	Fig. 5.6
Tergito abdominal IX	Con dos pares anteriores y posteriores de sensilias campaniformes (poros)	Fig. 5.11
Macho: esternitos	Áreas glandulares transversales en los esternitos III a VII	Fig. 5.12

REVOCADO

Figura 4. Ubicación de los caracteres generales de *Thrips* (hembra, vista dorsal)



REVOCADO

Figura 5 (Figs 5.1 a 5.12): Caracteres de *Thrips palmi* (fotos: G. Vierbergen, PPS, Países Bajos; figuras dibujadas por S. Kobro, Norwegian Crop Protection Institute, Noruega)

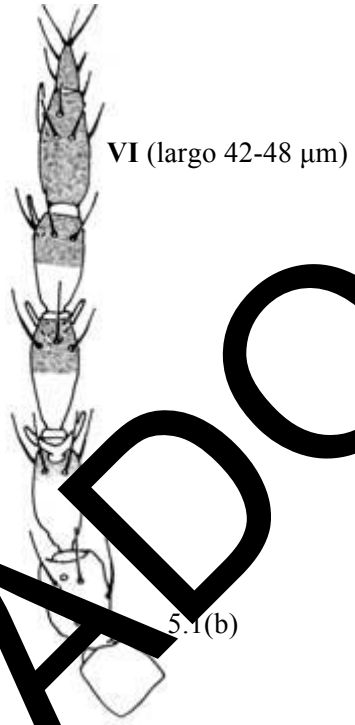
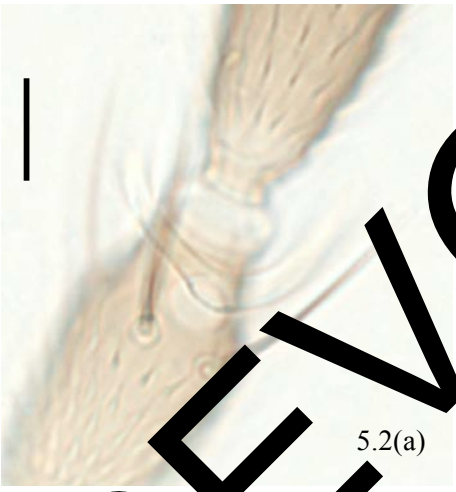
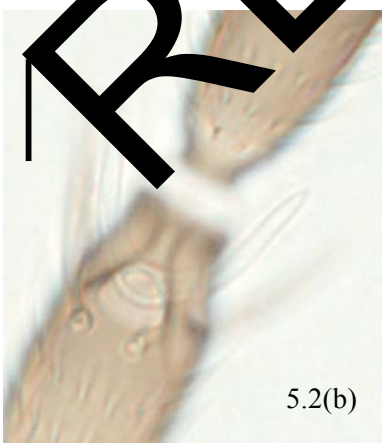


Fig. 5.1(a), (b): Antena: siete segmentos (escala de barra: 100 µm)

REVOCADO





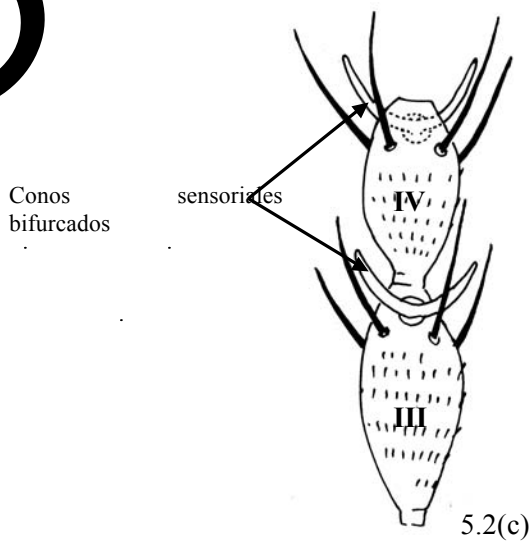


Fig. 5.2(a)-(c): Antena, conos sensoriales bifurcados; **(a)** segmento III, dorsal; **(b)** segmento IV, ventral; **(c)** segmento III y IV, dorsal (escala de barra: 10 µm)

Fig. 5 *continuación*

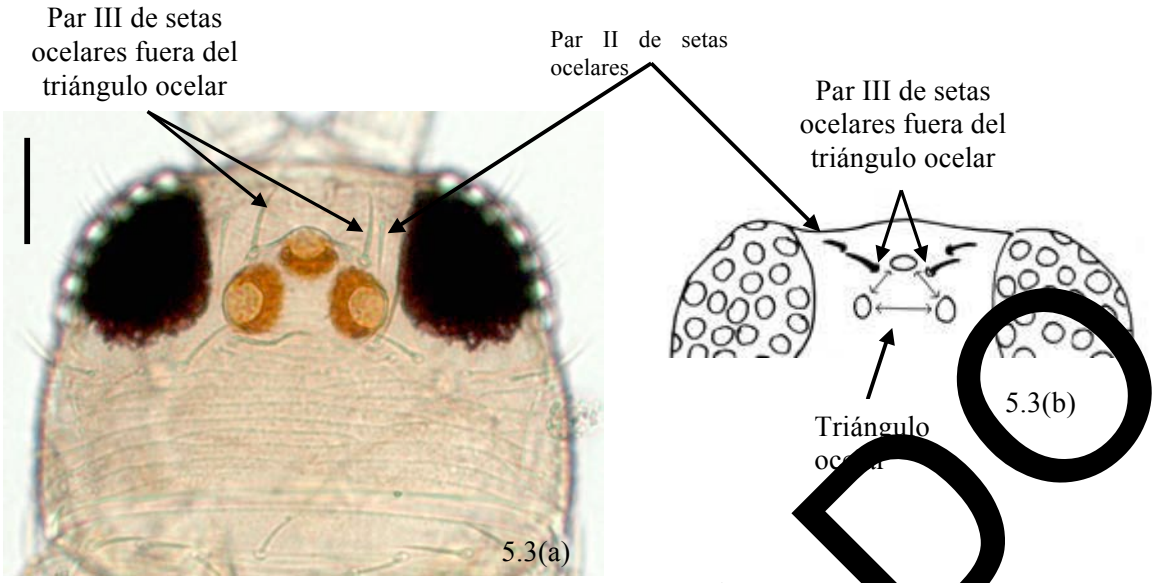


Fig. 5.3(a), (b): Cabeza: con dos pares de setas ocelares (f[illegible]el par I). El par III de setas ocelares está situado fuera del triángulo ocelar (escala de barra: 30 µm)

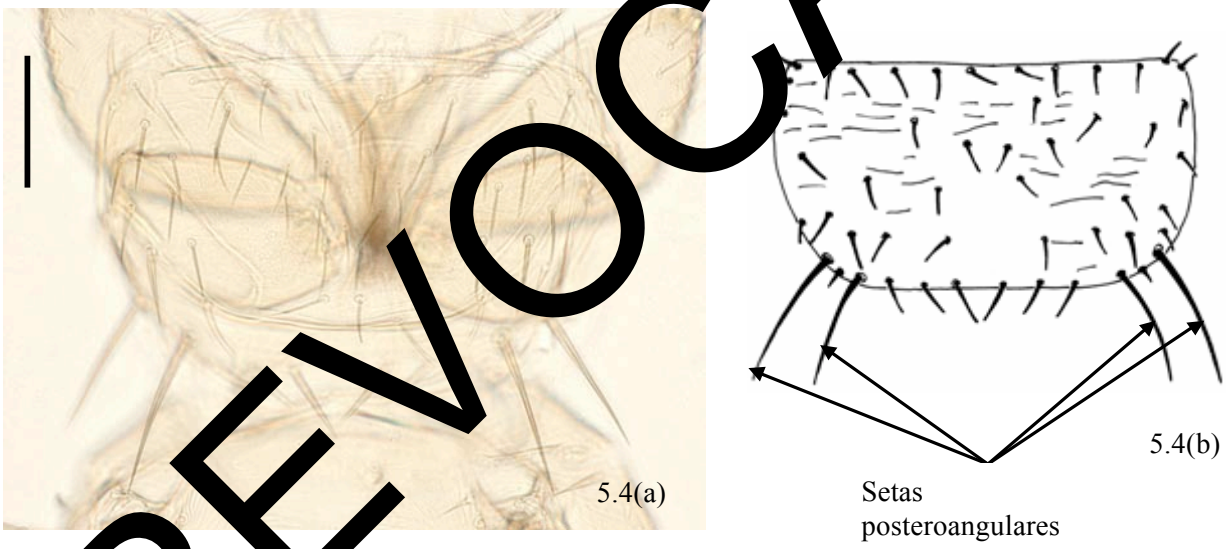


Fig. 5.4(a), (b): Pronoto, dos pares de setas posteroangulares mayores (escala de barra = 50 µm)

REVOCADO

Fig. 5 *continuación*

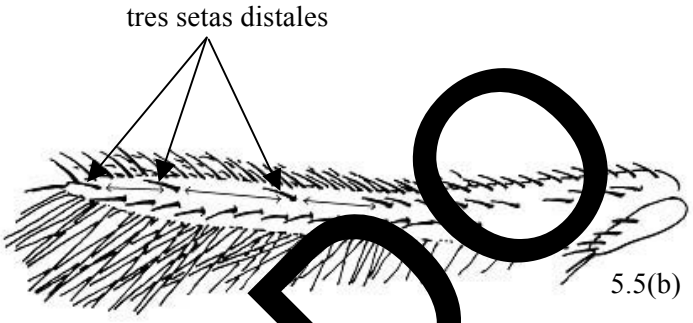
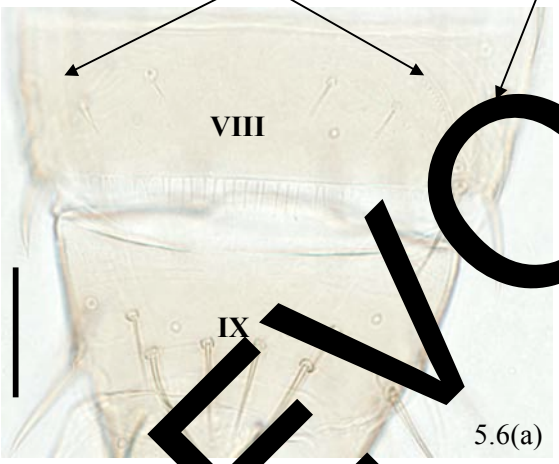


Fig. 5.5(a), (b): Ala anterior, primera vena – tres setas con espinios en la mitad distal (escala de barra: 100 µm)



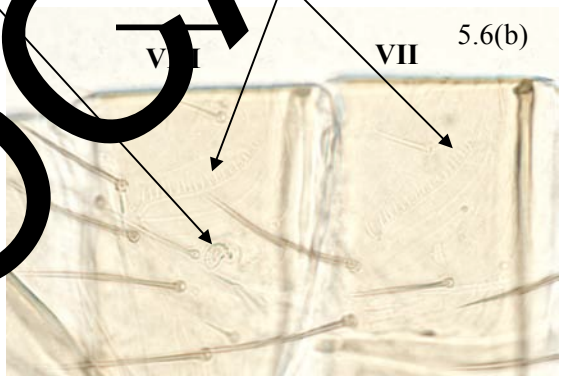
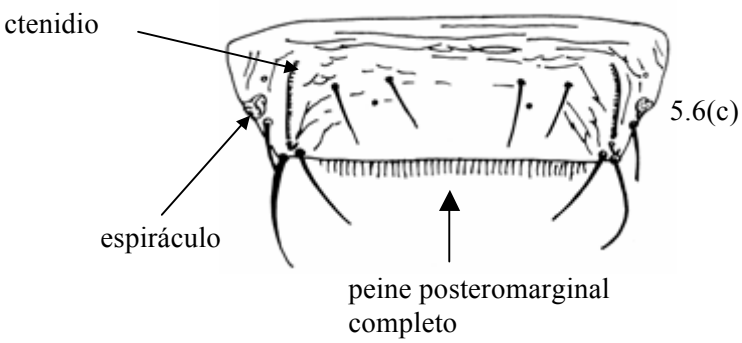
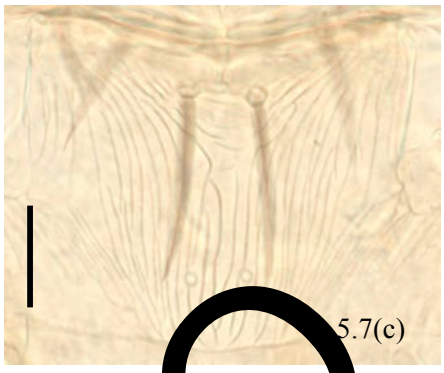


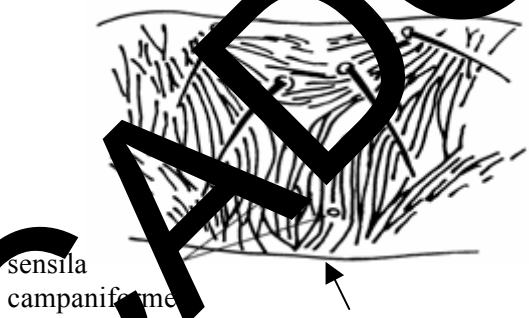
Fig. 5.6(a)–(c): Tergito abdominal VIII, ctenidios posteromesales al espiráculo; peine posteromarginal completo. **(a)** macho, tergitos VIII y IX, dorsal, peine completo en el área media; **(b)** hembra, tergitos VII y VIII, lateral; **(c)** hembra, tergitos VIII, dorsal, peine completo (escala de barra: 30 µm)



REVOCADO

Fig. 5 *continuación.*

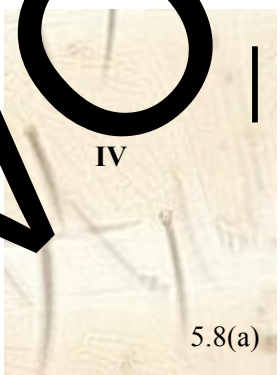




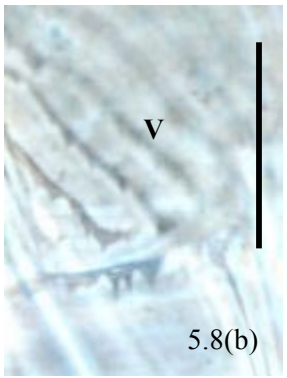
5.7(e)

Fig. 5.7(a)–(e): Metanoto, variación de la escultura, sensila campaniforme (escala de barra: 20 µm)

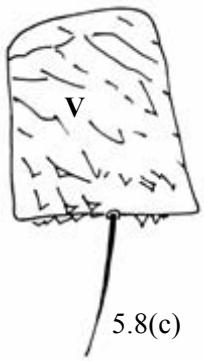
Fig. 5.8(a)–(c): Pleurotergito abdominal IV and V, carente de microtriquios ciliados y setas distales; **(a)** campo con iluminación; **(b)** fase de contraste; **(c)** tergito completo (escala de barra: 20 µm)



5.8(a)

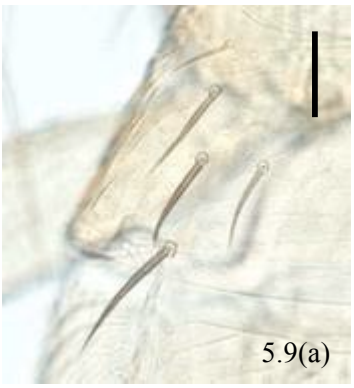


5.8(b)

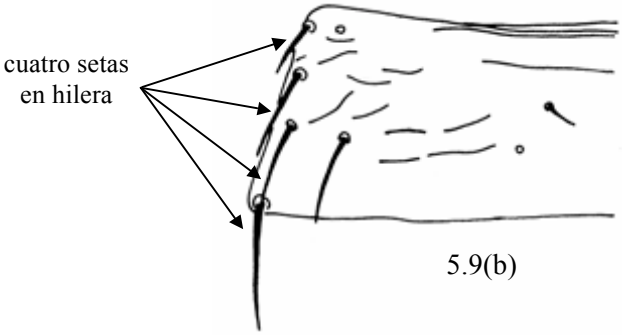


5.8(c)

Fig. 5.9(a)–(b): Tergito abdominal II, cuatro setas marginales laterales (escala de barra: 20 µm)

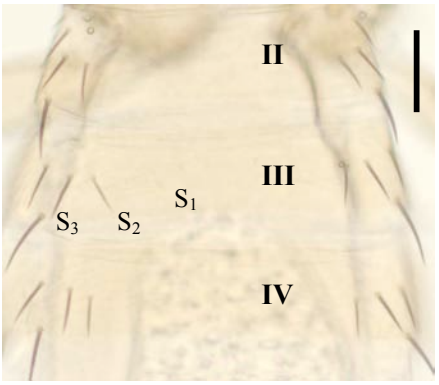


5.9(a)

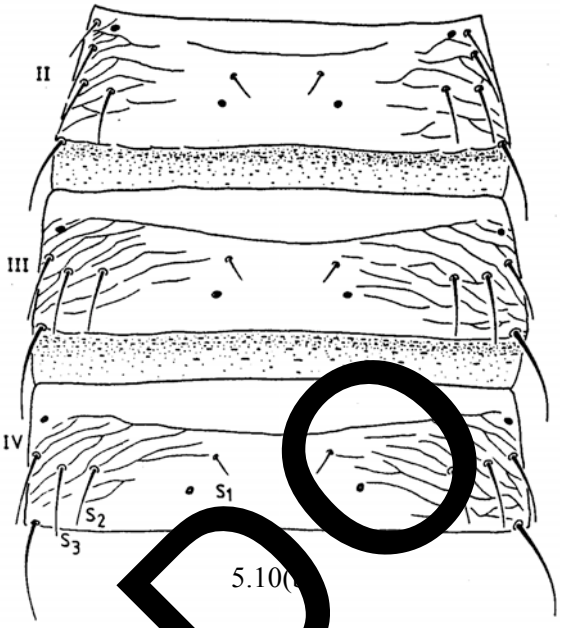


5.9(b)

REVOCADO

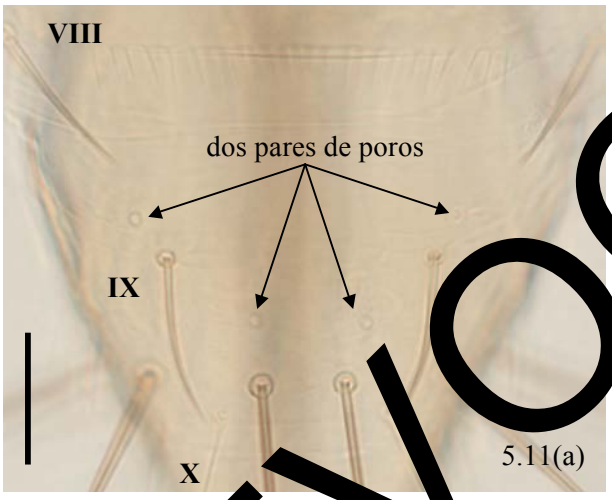


5.10(a)



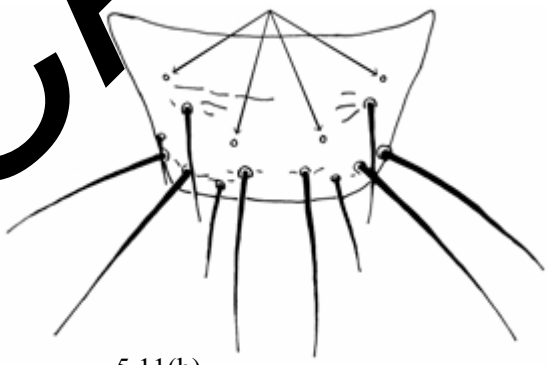
5.10(

Fig. 5.10(a), (b): Tergitos II–IV, hembra, setas S2 casi del mismo tamaño que las setas S3 (5.10b de zur Strassen, 1989) (escala de barra: 50 µm)



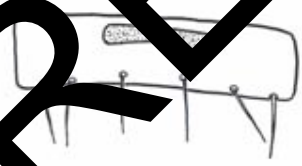
5.11(a)

pares de poros (sensilia campaniforme)

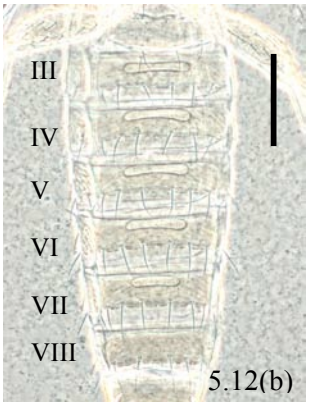


5.11(b)

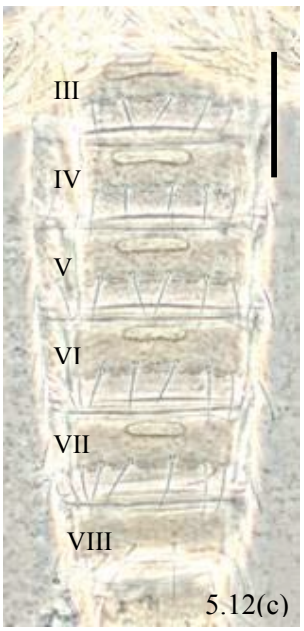
Fig. 5.11(a), (b): Tergito abdominal IX (dorsal), dos pares de sensilia campaniforme (escala de barra: 30 µm)



5.12(a)



5.12(b)



5.12(c)

Fig. 5.12(a)–(c): Áreas glandulares del macho (se muestra la variación); **(a)** esternito V; **(b)-(c)** esternitos III–VIII, fase de contraste (escala de barra: 100 µm)

REVOCADO

4.2 Ensayos moleculares para la identificación de *Thrips palmi*

Se han publicado cuatro ensayos moleculares que se pueden utilizar para apoyar una identificación morfológica de *T. palmi,* los cuales se describen a continuación. La especificidad de cada ensayo se describe también. Este indica la especie de trips respecto de la cual se evaluó cada ensayo y el uso original para el cual se diseñó el ensayo. También existe un sistema de identificación en CD-ROM que incluye datos moleculares sobre diversas especies de trips (Moritz *et al*., 2004). Tomando en cuenta las limitaciones específicas de los métodos moleculares, el resultado negativo de una prueba molecular no excluye la posibilidad de obtener una identificación positiva mediante métodos morfológicos.

En este protocolo de diagnóstico, los métodos (incluidas las referencias a nombres de marca) se describen según se publicaron, ya que en ellos se definen los niveles originales de sensibilidad, especificidad y/o reproducibilidad.

Requisitos para los controles

Con todos los métodos moleculares es esencial el uso de controles apropiados; se debe incluir un extracto de *T. palmi* positivo validado, como muestra adicional para asegurar que la amplificación ha tenido éxito. La amplificación por RCP en tiempo real o RCP-PLFR también debe realizarse en una muestra sin ADN. Este control negativo indica una posible contaminación del reactivo y falsos positivos.

Extracción de ADN

El ADN puede extraerse de los huevos individuales, adultos, pupas o larvas. Respecto de cada uno de los ensayos descritos a continuación, consúltese en la fuente impresa la técnica concreta de extracción del ADN utilizada originalmente. Los laboratorios pueden considerar que hay técnicas alternativas de extracción igualmente eficaces; el ADN puede extraerse utilizando cualquier método de extracción de ADN adecuado para insectos. Por ejemplo:

- los trips pueden molerse en un tampón de lisis en un microtubo, utilizando un micromortero, y el homogeneizado puede recogerse con un equipo de extracción de ADN a base de una proteinasa-K de acuerdo con las instrucciones apropiadas del fabricante.
- otra posibilidad es que se suelte el trip en 5 µl de agua libre de nucleasas antes de añadir 50 µl de un compuesto 1:1 (volumen por volumen) de resina Chelex 100 y agua libre de nucleasas, calentado a 95ºC durante 5 min y centrifugado a 11.000 *g* durante 5 min. El sobrenadante se transfiere a un microtubo nuevo y se almacena a −20ºC.

Varios estudios recientes han descrito técnicas no destructivas de extracción de ADN de los trips, que tienen la ventaja de que cuando se ha completado la extracción del ADN se sigue disponiendo de un espécimen que puede montarse en un portaobjeto (por ejemplo, Rugman-Jones *et al*., 2006; Mound y Morris, 2007).

4.2.1 Ensayo de RCP en tiempo real basado en la secuencia generada por marcador SCAR para *Thrips palmi*

Este ensayo fue diseñado por Walsh *et al*. (2005) como un ensayo específico relativo a la especie *T palmi*, para uso de las autoridades fitosanitarias de Inglaterra y Gales. Se evaluó analizándolo en relación con otras 21 especies de Thysanoptera, incluidas 10 pertenecientes al género *Thrips* (*T. flavus*, *T. major* Uzel, *T. minutissimus* L., *T. nigropilosus*, *T. sambuci* Heeger, *T. tabaci*, *T. trehernei* Priesner o *T. physapus* L., *T. urticae*, *T. validus* Uzel, *T. vulgatissimus* Haliday). Estas eran en su mayoría, pero no exclusivamente, especies europeas.

REVOCADO

Metodología

Los iniciadores de la RCP y la sonda TaqMan específicos para *T. palmi* que se utilizan en este ensayo son los siguientes:

Iniciador de RCP: P4E8-362F (5′-CCGACAAAATCGGTCTCATGA-3′)

Iniciador de RCP: P4E8-439R (5′-GAAAAGTCTCAGGTACAACCCAGTTC-3′)

Sonda TaqMan: P4E8-385T (FAM 5′-AGACGGATTGACTTAGACGGGAACGGTT-3′ TAMRA).

Las reacciones de la RCP en tiempo real se establecieron utilizando el estuche de reactivo básico TaqMan RCP (Applied Biosystems)[1], con 1 µl (10-20 ng) de extracto de ADN, 7,5 pmol de cada iniciador y 2,5 pmol de sonda en un volumen total de 25 µl. Las placas realizaron los ciclos en condiciones genéricas del sistema (10 min a 95°C y 40 ciclos de 1 min a 60°C, 15 s a 95°C) y ya sea en el ABI Prism 7700 o el ABI 7900HT Sequence Detection Systems (Applied Biosystems)[2], utilizando recolección de datos en tiempo real. Los valores de Ct menores de 40 indican la presencia de ADN de *T. palmi*.

4.2.2 Ensayo de RCP en tiempo real basado en la secuencia COI para *Thrips palmi*

Este ensayo fue diseñado por Kox *et al*. (2005) como un ensayo específico relativo a la especie *T. palmi*, para uso de las autoridades fitosanitarias de los Países Bajos. Se evaluó analizándolo en relación con otras 23 especies de trips, incluidas 11 pertenecientes al género *Thrips* (*T. alliorum* Priesner, *T. alni*, *T. angusticeps* Uzel, *T. fuscipennis* Haliday, *T. lathami* Vierbergen, *T. major*, *T. minutissimus*, *T. parvispinus* Karny, *T. tabaci*, *T. urticae*, *T. vulgatissimus*). Estas eran en su mayoría, pero no exclusivamente, especies europeas.

Metodología

Los iniciadores de la RCP y la sonda TaqMan específicos para *T. palmi* que se utilizan en este ensayo son los siguientes:

Iniciador de PCR: Tpalmi 139F* (5′-TCA TGC TTG AAT TTC AGT AGA TTT AAC-3′)

Iniciador de PCR: Tpalmi 286R* (5′-TCA CAC RAA TAA TCT TAG TTT TTC TCT TG-3′)

Sonda TaqMan: TpP (6-FAM 5′-TAG TTG GGC TAT CCT CAA-3′ MGB).

* Se han ajustado los iniciadores para obtener una mejor sensibilidad desde la publicación original.

(Se han depositado en GenBank las secuencias COI que no coinciden con la sonda TaqMan en este ensayo procedentes de diversos especímenes de India identificados como *T. palmi* sobre la base de su morfología (Atakan *et al*., 2007). Estas secuencias no producirían un resultado positivo usando este ensayo. La importancia taxonómica o filogenética de esta diferenciación de las secuencias no está por el momento clara.)

Los 25 µl de mezcla de reacción contenían: 12,5 µl de 2x Taqman Universal Master Mix (Applied Biosystems), 0,9 µM de cada iniciador, 0,1 µM de sonda Taqman, 1,0 µl de ADN. La RCP en tiempo

[1,2] El uso en este protocolo de diagnóstico de la marca Applied Biosystems en relación con el estuche de reactivo básico TaqMan RCP y con el ABI Prism 7700 o el ABI 7900HT Sequence Detection Systems no implica su aprobación ni la exclusion de otras marcas que también puedan ser adecuadas. Esta información se ofrece únicamente para ayudar a los usuarios de este protocolo y no constituye un aval por parte de la CMF del producto químico, el reactivo o el equipo mencionados. Pueden usarse otros productos equivalentes si se demuestra que producen los mismos resultados.

[3,4] El uso en este protocolo de diagnóstico de la marca Applied Biosystems en relación con el Taqman Universal Master Mix y con el ABI Prism 7700 o el ABI 7900HT Sequence Detection Systems no implica su aprobación ni la exclusión de otras marcas que también puedan ser adecuadas. Esta información se ofrece únicamente para ayudar a los usuarios de este protocolo y no constituye un aval por parte de la CMF del producto químico, el reactivo o el equipo mencionados. Pueden usarse otros productos equivalentes si se demuestra que producen los mismos resultados.

REVOCADO

real se realizó ya sea en el ABI Prism 7700 o el 7900HT Sequence Detection Systems (Applied Biosystems)[4] utilizando las siguientes condiciones: 10 min a 95 °C; luego 40 ciclos de 1 min a 60ºC y 15 s a 94°C. Los valores de Ct menores de 40 indican la presencia de ADN de *T. palmi*.

4.2.3 Ensayo de RCP-PLFR basado en la secuencia ITS2 relativo a nueve especies de trips incluido *Thrips palmi*

Este ensayo (Toda y Komazaki, 2002) fue diseñado para separar nueve especies de trips, incluido *T. palmi*, que se encuentran en árboles frutales en Japón: *Frankliniella occidentalis* (Pergande), *F. intonsa* (Trybom), *T. hawaiiensis* Morgan, *T. coloratus* Schmutz, *T. flavus*, *T. tabaci*, *T. palmi*, *T. setosus* Moulton, *Scirtothrips dorsalis* Hood.

Metodología

Los iniciadores de la RCP (localizados en las regiones 5.8 S y 28 S flanqueando la región ITS2 de ADN ribosomal) que se utilizan en este ensayo son los siguientes:

5′-TGTGAACTGCAGGACACATGA-3′

5′-GGTAATCTCACCTGAACTGAGGTC-3′.

T. palmi genera un producto de RCP de 588 pares de bases (bp) (de las otras especies se produjeron fragmentos más largos o más cortos). Los 20 µl de mezcla de reacción estaban compuestos de: 1 µM de cada iniciador, 250 µM de dNTPs, 1 unidad de AmpliTaq Gold DNA polimerasa (Applied Biosystems)[5], 2 µl de tampón de reacción 10x (con 25 mM de $MgCl_2$), 0,5 µl de ADN. La RCP se realizó en un termociclador ADN 9600 (Applied Biosystems)[6] con las siguientes condiciones: 9 min a 95°C, 35 ciclos de 1 min a 94°C, 30 s a 50°C, y 1 min a 72°C, seguido de una extensión final de 7 min a 72°C y enfriada rápidamente a temperatura ambiente. Los productos de la RCP se analizaron por electroforesis en gel de agarosa.

Se digirieron 5 µl de producto de la RCP (sin purificación) con la enzima *Rsa*I, conforme a las instrucciones del fabricante. Los productos de la RCP digeridos se separaron por electroforesis en gel de agarosa al 20%.

Los tamaños de los fragmentos de restricción producidos por *T. palmi* cuando el fragmento ITS2 se digirió con *RsaI* eran los siguientes: 371, 98, 61 y 58 bp.

4.2.4 Ensayo de RCP-PLFR basado en la secuencia COI para 10 especies de trips incluido *Thrips palmi*

Este ensayo de Brunner *et al.* (2002) fue diseñado para separar 10 especies de trips, incluido *T. palmi*, que son, su mayoría, pero no exclusivamente, especies de plagas que se encuentran en Europa: *Anaphothrips obscurus* (Müller), *Echinothrips americanus* Morgan, *Frankliniella occidentalis*, *Haplothrips haemorrhoidalis* (Bouché), *Hercinothrips femoralis* (Reuter), *Parthenothrips dracaenae* (Heuer), *Taeniothrips picipes* (Zetterstedt), *Thrips angusticeps* Uzel, *T. palmi*, *T. tabaci*

Metodología

Los iniciadores de la RCP (localizados en la secuencia del gen mitocondrial COI) que se utilizan en este ensayo son los siguientes:

[5,6] El uso en este protocolo de diagnóstico de la marca Applied Biosystems en relación con la AmpliTaq Gold DNA polimerasa y con el ABI Prism 7700 o el ABI 7900HT Sequence Detection Systems no implica su aprobación ni la exclusion de otras marcas que también puedan ser adecuadas. Esta información se ofrece únicamente para ayudar a los usuarios de este protocolo y no constituye un aval por parte de la CMF del producto químico, el reactivo o el equipo mencionados. Pueden usarse otros productos equivalentes si se demuestra que producen los mismos resultados.

REVOCADO

mtD-7.2F (5′-ATTAGGAGCHCCHGAYATAGCATT-3′)
mtD9.2R (5′-CAGGCAAGATTAAAATATAAACTTCTG-3′).

Estos iniciadores amplifican un fragmento de 433 bp en todas las especies separadas por este ensayo. Los 50 µl de mezcla de reacción estaban compuestos de: 0,76 µM de cada iniciador, 200 µM de dNTPs, 1 unidad de Taq ADN polimerasa, 5 µl de tampón de reacción 10x (con 15 mM de $MgCl_2$), 1 µl de ADN. La RCP se realizó en un termociclador estándar con las siguientes condiciones: 1 min a 94°C, 40 ciclos de 15 s a 94°C, 30 s a 55°C, y 45 s a 72°C, seguido de una extensión final de 10 min a 72°C y enfriada rápidamente a temperatura ambiente. Para medir el tamaño del fragmento producido después de la amplificación, se analizaron 5 µl de producto de la RCP por electroforesis en gel de agarosa al 1.0-2.0%.

Se digieren 5 µl de producto de la RCP (sin purificación) con las enzimas *Alu*I y *Sau*3AI en reacciones separadas conforme a las instrucciones del fabricante. Los productos de la RCP digeridos se separan por electroforesis en gel de agarosa.

Los tamaños de los fragmentos de restricción producidos por *T. palmi* cuando el fragmento COI se ha digerido con *AluI* y *Sau3AI* son los siguientes:

*Alu*I: 291 y 194 bp
*Sau*3AI: 293, 104, 70 y 18 bp.

5. Registros

Deberían conservarse registros y evidencias de acuerdo con lo dispuesto en el apartado 2.5 de la NIMF 27:2006).

En los casos en los que otras partes contratantes puedan verse afectadas en forma desfavorable por el diagnóstico, los registros y las evidencias (en particular especímenes preservados o montados en portaobjeto, fotografías de estructuras taxonómicas distintivas, extractos de ADN y fotografías de geles, según corresponda) deberían conservarse por lo menos durante un año.

6. Puntos de contacto para obtener información adicional

Entomology Section, National Reference Laboratory, Plant Protection Service, P.O. Box 9102, 6700 HC Wageningen, Países Bajos. Teléfono: +31 317 496824; e-mail: g.vierbergen@minlnv.nl; fax: +31 317 423977.

Pest and Disease Identification Team, The Food and Environment Research Agency, Sand Hutton, York YO41 1LZ, Reino Unido. Teléfono: +44 1904 462215; e-mail: dom.collins@fera.gsi.gov.uk; fax: +44 1904 462111.

Área Entomología, Departamento Laboratorios Biológicos, Dirección General de Servicios Agrícolas, MGAP, Av. Millán 4703, C. P. 12900, Montevideo, Uruguay. Teléfono: +598 2304 3992; e-mail: [illegible]@mgap.gub.uy; fax: +598 2304 3992.

7. Agradecimientos

El primer borrador de este protocolo fue redactado por D. W. Collins, Pest and Disease Identification Programme, The Food and Environment Research Agency, Sand Hutton, York, YO41 1LZ (Reino Unido); G. Vierbergen, Dr. L. F .F. Kox, Plant Protection Service, Section of Entomology, Wageningen (Países Bajos); y la Ing. Agr. N. C. Vaccaro, Sección Entomología, INTA-EEA Concordia (Argentina). Los dibujos lineales de la Figura 5 fueron producidos por S. Kobro, Norwegian Crop Protection Institute, Noruega.

REVOCADO

8. Referencias

Asokan, R., Krishna Kumar, N.K., Kumar, V. & Ranganath, H.R. 2007. Molecular differences in the mitochondrial cytochrome oxidase I (mtCOI) gene and development of a species-specific marker for onion thrips, *Thrips tabaci* Lindeman, and melon thrips, *T. palmi* Karny (Thysanoptera: Thripidae), vectors of tospoviruses (Bunyaviridae). *Bulletin of Entomological Research*, 97: 461–470.

Bhatti, J.S. 1980. Species of the genus *Thrips* from India (Thysanoptera). *Systematic Entomology*, 5: 109–166.

Bournier, J.P. 1983. Un insecte polyphage: *Thrips palmi* (Karny), important ravageur du cotonnier aux Philippines. *Cotonnier et Fibres Tropicales,* 38: 286–288.

Brunner, P.C., Fleming, C. & Frey, J.E. 2002. A molecular identification key for economically important thrips species (Thysanoptera: Thripidae) using direct sequencing and a PCR-RFLP-based approach. *Agricultural and Forest Entomology,* 4: 127–136.

EPPO. 2008. URL: http://www.eppo.org/. Consultado el 17 de junio del 2008.

EPPO/CABI. 1997. *Thrips palmi*. *In* I.M. Smith, D.G. McNamara, P.R. Scott & M. Holderness, eds. *Quarantine Pests for Europe*, 2nd edition. Wallingford, UK, CABI International. 1425 pp.

Kox, L.F.F., van den Beld, H.E., Zijlstra, C. & Vierbergen, G. 2005. Real-time PCR assay for the identification of *Thrips palmi*. *Bulletin OEPP/EPPO Bulletin*, 35: 141–148.

Mantel, W.P. & Vierbergen, G. 1996. Additional species to the Dutch list of Thysanoptera and new intercepted Thysanoptera on imported plant material. *Folia Entomologica Hungarica,* 57 (Suppl.): 91–96.

Moritz, G., Mound, L.A., Morris, D.C. & Goldarazena, A. 2004. Pest thrips of the world: visual and molecular identification of pest thrips (CD-ROM). Centre for Biological Information Technology (CBIT), University of Brisbane. ISBN 1-86499-781-8.

Mound, L. A. & Azidah, A. A. (2009). Species of the genus *Thrips* (Thysanoptera) from Peninsular Malaysia, with a checklist of recorded Thripidae. *Zootaxa*, 2023: 55-68.

Mound, L.A. & Kibby, G. 1998. *Thysanoptera. An Identification Guide*. 2nd edition. Wallingford, UK, CAB International. [illegible] pp.

Mound, L.A. & Marullo, R. 1996. The thrips of Central and South America: an introduction (Insecta: Thysanoptera). *Memoirs on Entomology, International,* 6: 1–488.

Mound, L.A. & Masumoto, M. 2005. The genus *Thrips* (Thysanoptera, Thripidae) in Australia, New Caledonia and New Zealand. *Zootaxa,* 1020: 1–64.

Mound, L.A. & Morris, D.C. 2007. A new thrips pest of *Myoporum* cultivars in California, in a new genus of leaf-rolling Australian Phlaeothripidae (Thysanoptera). *Zootaxa*, 1495: 35-45.

Murai, T. 2002. The pest and vector from the East: *Thrips palmi*. *In* R. Marullo, & L.A. Mound, eds. *Thrips and Tospoviruses: Proceedings of the 7th International Symposium on Thysanoptera*. Italy, 2–7 July 2001, pp. 19–32. Canberra, Australian National Insect Collection.

Nakahara, S. 1994. The genus *Thrips* Linnaeus (Thysanoptera: Thripidae) of the New World. USDA Technical Bulletin No. 1822. 183 pp.

PaDIL. 2007. Pests and Diseases Image Library. URL: http://www.padil.gov.au. Consultado el 18 de octubre del 2007.

Palmer, J.M. 1992. *Thrips* (Thysanoptera) from Pakistan to the Pacific: a review. *Bulletin of the British Museum (Natural History). Entomology Series,* 61: 1–76.

Rugman-Jones, P.F., Hoddle, M.S., Mound, L.A. & Stouthamer, R. 2006. Molecular identification key for pest species of *Scirtothrips* (Thysanoptera: Thripidae). *Journal of Economic Entomology*, 99 (5): 1813–1819.

Sakimura, K., Nakahara, L.M. & Denmark, H.A. 1986. A thrips, *Thrips palmi* Karny (Thysanoptera: Thripidae). Entomology Circular No. 280. Division of Plant Industry, Florida; Dept. of Agriculture and Consumer Services. 4 pp.

REVOCADO

Toda, S. & Komazaki, S. 2002. Identification of thrips species (Thysanoptera: Thripidae) on Japanese fruit trees by polymerase chain reaction and restriction fragment length polymorphism of the ribosomal ITS2 region. *Bulletin of Entomological Research,* 92: 359–363.

Walsh, K., Boonham, N., Barker, I. & Collins, D.W. 2005. Development of a sequence-specific real-time PCR to the melon thrips *Thrips palmi* (Thysan., Thripidae). *Journal of Applied Entomology,* 129 (5): 272–279.

zur Strassen, R. 1989. Was ist *Thrips palmi*? Ein neuer Quarantäne-Schädling in Europa. *Gesunde Pflanzen,* 41: 63–67.

zur Strassen, R. 2003. Die terebranten Thysanopteren Europas und des Mittelmeer-Gebietes. *In Die Tierwelt Deutschlands. Begründet 1925 von Friedrich Dahl,* 74: 5–277. Keltern, Goecke & Evers.

REVOCADO