



NORMAS INTERNACIONALES PARA MEDIDAS FITOSANITARIAS

[PARAGRAPH 1] Anexo de la NIMF n.º 27 (PROTOSCOLOS DE DIAGNÓSTICO PARA LAS
PLAGAS REGLAMENTADAS)

[2] *Thrips palmi*

(200-)

[3] ÍNDICE

Aprobación.....	2
1. Información sobre la plaga	2
2. Información taxonómica	3
3. Detección.....	3
4. Identificación.....	4
4.1 Identificación morfológica de los trips adultos.....	5
4.1.1 Preparación de trips para el examen microscópico.....	5
4.1.2 Identificación de la familia Thripidae.....	5
4.1.3 Identificación del género <i>Thrips</i>	6
4.1.4 Identificación de <i>Thrips palmi</i>	7
4.2 Ensayos moleculares para la identificación de <i>Thrips palmi</i>	16
4.2.1 Ensayo de RCP en tiempo real basado en la secuencia generada por marcador SCAR para <i>Thrips palmi</i>	17
4.2.2 Ensayo de RCP en tiempo real basado en la secuencia COI para <i>Thrips palmi</i>	17
4.2.3 Ensayo de RCP-PLFR basado en la secuencia ITS2 para nueve especies de trips incluido <i>Thrips palmi</i>	18
4.2.4 Ensayo de RCP-PLFR basado en la secuencia COI para diez especies de trips incluido <i>Thrips palmi</i>	18
5. Registros	19
6. Puntos de contacto para obtener información adicional.....	19
7. Reconocimientos	19
8. Referencias	20

[4] **Aprobación**

Este protocolo de diagnóstico fue adoptado por la Comisión de Medidas Fitosanitarias el ----.

[5] **1. Información sobre la plaga**

[6] *Thrips palmi* Karny es una plaga polífaga de las plantas, especialmente de especies de Cucurbitáceas y Solanáceas. Parece haberse originado en Asia meridional y haberse propagado desde allí durante la segunda parte del siglo XX. Actualmente se encuentra presente en toda Asia y está muy extendida por todo el Pacífico y el Caribe. Además, se da de forma localizada en América del Norte, América Central, América del Sur, África y Oceanía. 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).

[7] 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 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.

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



[9] **Figura 1: *Thrips palmi*; hembra (izquierda) y macho**
(Fotografía: A. J. M. Loomans, PPS, Wageningen [Países Bajos]).



[10] **Figura 2: *Thrips palmi* hembra** [11] **Figura 3: *Thrips palmi* macho**
 (Las figuras 2 y 3 no están a la misma escala).
 (Fotografías: W. Zijlstra, PPS, Wageningen [Países Bajos]).

[12] **2. Información taxonómica**

- [13] – Nombre: *Thrips palmi* Karny, 1925
 – Sinónimos: *Thrips clarus* Moulton, 1928
Thrips leucadophilus 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

[14] **3. Detección**

[15] *T. palmi* puede encontrarse en diferentes situaciones 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
- pupa II en el suelo
- adulto en las hojas, las flores y los frutos

[16] En el material vegetal, *T. palmi* puede encontrarse en la mayoría de las partes de la planta por encima del suelo; 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*

[17] 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 puede resultar difícil en las siguientes circunstancias:

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

[18] 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 especímenes se van a almacenar, deberían transferirse a 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 del 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.

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

- los trips pueden cogerse 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 relativamente 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 zonas tropicales la recolección debe 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, 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 flores, césped, 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 %. El embudo se coloca bajo una lámpara eléctrica (60 W) y el calor y la luz harán que cualquier trip que se encuentre presente en las plantas escape hacia abajo y caiga en el recipiente. Después de un período apropiado (8 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. 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 a base de aceites de cítricos, diclorometano o un sucedáneo de la trementina.

[20] No hay métodos reconocidos para extraer pupas de trips del suelo.

[21] 4. Identificación

[22] 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 primario 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. El uso de este protocolo junto con preparaciones microscópicas de buena calidad debería permitir identificar con certeza los especímenes de *T. palmi* adultos mediante el examen morfológico tan solo.

[23] 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 pueden proporcionar otra información pertinente acerca de su identidad. Sin embargo, esa información debe interpretarse cuidadosamente porque la especificidad de los ensayos moleculares es limitada y estos ensayos se han desarrollado para fines específicos y se han evaluado en relación con un número limitado de especies.

[24] 4.1 Identificación morfológica de trips adultos

[25] 4.1.1 Preparación de trips para el examen microscópico

[26] Para el examen al microscopio de elevada potencia, los trips adultos deben montarse en el portaobjeto del microscopio. Para guardar el material en una colección de referencia es preferible macerarlo, deshidratarlo y montarlo en bálsamo de Canadá; Mound y Kibby (1998) ofrecen una descripción completa de este proceso. Sin embargo, el protocolo completo para la preparación del portaobjeto destinado al archivo toma tres días para completarse.

[27] Para las identificaciones rutinarias, un líquido de montaje hidrosoluble como el medio de Hoyer (50 ml de agua, 30 g de goma arábica, 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 en Mound y Kibby (1998) (los diferentes laboratorios pueden considerar que otras variantes funcionan igualmente bien).

[28] 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 microalfileres entomológicos; ponga un trips, con la parte ventral hacia arriba, en una gota de medio de Hoyers depositada en un cubreobjeto de 13 mm de diámetro y use microalfileres para colocarlo bien de ser necesario; coloque cuidadosamente un portaobjeto sobre la gota de manera que esta y el cubreobjeto se adhieran al centro del portaobjeto; dé la vuelta al portaobjeto en cuanto el líquido de montaje se haya extendido hasta los bordes del cubreobjeto; escriba en el portaobjeto los detalles (localidad y 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.

[29] 4.1.2 Identificación de la familia Thripidae

[30] *Thrips palmi* pertenece a la familia Thripidae, la cual incluye aproximadamente 1.850 especies de 260 géneros. La mayoría de las especies tienen en común las características que se enumeran en el Cuadro 1..

[31] Cuadro 1: Características comunes de la familia Thripidae

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

[37] 4.1.3 Identificación del género *Thrips*

[38] 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.

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

[40] Parte del cuerpo	Característica
[41] Hembra	Macróptera o micróptera
[42] Antenas	Siete u ocho segmentos Segmentos III y IV con conos sensoriales bifurcados emergentes
[43] 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
[44] Pronoto	Dos pares (raramente uno o ninguno) de setas posteroangulares mayores Normalmente tres (a veces cuatro) pares de setas posteromarginales
[45] Basantra prosternal	Carente de setas
[46] Alas anteriores	Hilera de setas en la primera vena por lo general discontinua Clavo con cinco setas venosas (raramente seis)
[47] Metaescutelo	Par central de setas en el margen anterior o detrás de éste Estrías o esculturación reticulada Sensilla campaniforme (poros metanotales) presente o ausente
[48] Furca metasternal	Sin espínula
[49] Tarsos	Dos segmentos
[50] Tergitos y esternitos abdominales	Carentes de craspedos posteromarginales (valonas)
[51] 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
[52] Esternitos y pleurotergitos abdominales	Con o sin setas discales (secundarias)

[53] 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).

[54] La identificación de adultos puede realizarse con claves. Mound y Kibby (1998) proporcionaron una clave para 14 especies de *Thrips* de importancia económica, incluida *Thrips 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 la plaga de todo el mundo basado en fotomicrografías (Moritz *et al.*, 2004).

[55] 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.

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

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, aunque solo una de estas especies es nativa de la región. En América del Sur se encuentran solo especies de *Thrips* que fueron transportadas hasta allí mediante el comercio internacional de plantas.

[56] 4.1.4 Identificación de *Thrips palmi*

[57] Características morfológicas de *Thrips palmi*

[58] 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.

[59] *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 distales 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 la Sección 4.1.3.

[60] Cuadro 3: Lista de caracteres morfológicos que colectivamente distinguen *Thrips palmi* de otras especies del género *Thrips*

[61]	Carácter morfológico
[62]	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 (segmentos IV y V normalmente con base amarilla); alas anteriores ligeramente oscuras en su totalidad, setas oscuras prominentes
[63]	2. Las antenas presentan siempre siete segmentos
[64]	3. Las setas postoculares II y IV son mucho menores que las demás
[65]	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
[66]	5. Metaescutelo con esculturación convergente en la parte posterior; par de setas centrales detrás del margen anterior; par de sensilas campaniformes presente
[67]	6. Primera vena del ala anterior con tres setas distales (ocasionalmente dos)
[68]	7. Tergito abdominal II con cuatro setas laterales marginales
[69]	8. Tergitos abdominales III a IV con setas S2 oscuras y casi iguales a S3
[70]	9. Tergito abdominal VIII con peine posteromarginal completo, largo y fino
[71]	10. Tergito abdominal IX normalmente con dos pares de poros (sensila campaniforme)
[72]	11. Esternitos abdominales sin setas discales
[73]	12. Pleurotergitos abdominales sin setas discales
[74]	13. Esternitos III a VII del macho con una estrecha área glandular transversal cada uno

[75] 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).

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

[77] 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 la Sección 4.1.3, en las cuales se proporcionan también detalles sobre otras especies de *Thrips* que no se indican en la lista que sigue.

[78] 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.

[79] *Thrips alatus*

- [80] - 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 esculpación estriada del metaescutelo por lo general no converge en la parte posterior
- distribución: India, Nepal.

[81] *Thrips pallidulus*

- [82]
- segmento antenal IV pálido
 - la esculpación del metaescutelo medianamente reticulada, sin estriación
 - distribución: India.

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

[84] *Thrips flavus*

- [85]
- par III 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 esculpación del metaescutelo no convergen en la parte posterior
 - distribución: trips de flores comunes en toda Asia, Europa.

[86] *Thrips nigropilosus*

- [87]
- normalmente con marcas oscuras en el tórax y el abdomen
 - metaescutelo con reticulaciones irregulares centrales (en *T. palmi*, estrías longitudinales) y sin sensila 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*)
 - distribución: especies que se alimentan de las hojas comunes, algunas veces plaga de plantas de la familia de las Compositas; Asia, África del Este, Europa, América del Norte, Oceanía.

[88] *Thrips tabaci*

- [89]
- 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 centrales, y carente de sensila 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 con un par posterior de sensilas campaniformes solo
 - los pleurotergitos abdominales presentan numerosos microtriquios ciliados que salen de las líneas de esculpación
 - macho: estrecha área glandular transversal en los esternitos abdominales III a V solo
 - distribución: plaga polífaga con distribución mundial.

[90] 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*.

[91] *Thrips alni*

- [92]
- 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*, *Salix*; Europa, Siberia, Mongolia.

[93] *Thrips urticae*

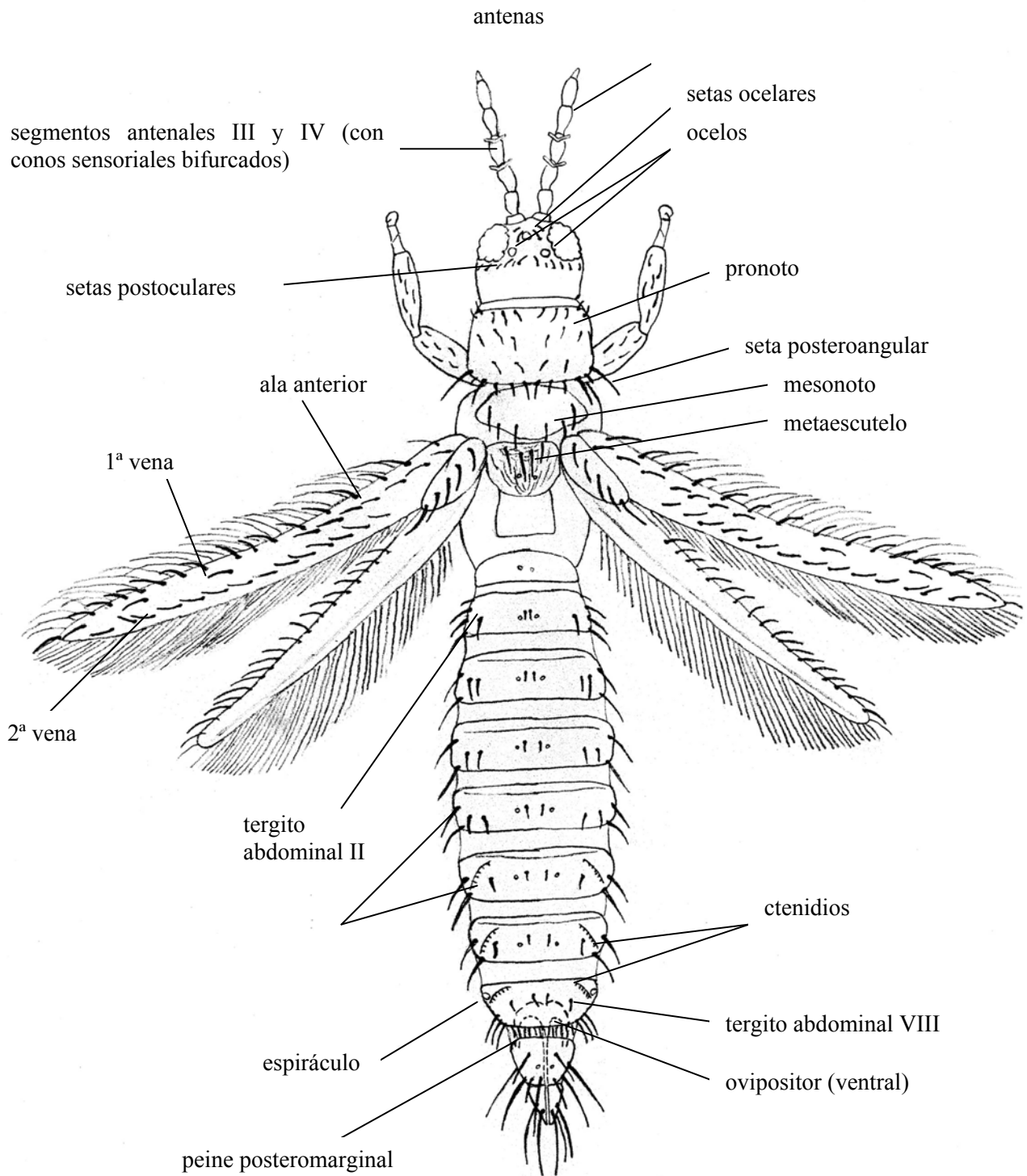
- [94]
- pronoto con un par de setas en el margen anterior casi dos veces más largas que las setas distales (por lo general más de 30 µm; en *T. palmi*, en cambio, siempre menos de 25µm)
 - tergitos abdominales generalmente con un área media grisácea
 - tergito abdominal IX con un par posterior de sensilas campaniformes solo
 - distribución: limitada a *Urtica dioica*; Europa.

[95] En el Cuadro 4 se presenta una lista simplificada de los caracteres morfológicos utilizados para identificar *Thrips palmi*, que debería usarse en conjunción con las figuras.

[96] **Cuadro 4: Listas simplificadas de características de diagnóstico para el reconocimiento rápido de: a) el género *Thrips* y b) *T. palmi***
(Véase la Figura 4 para localizar las diversas características).

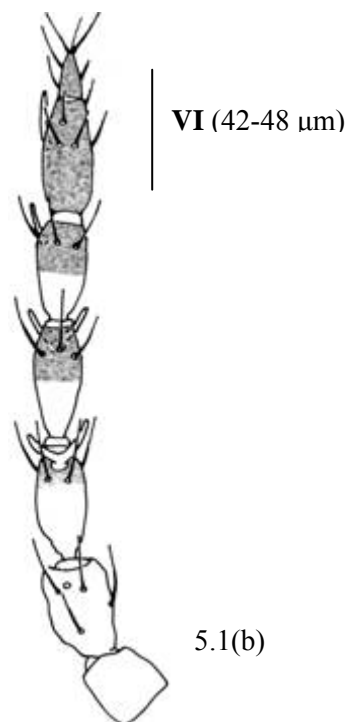
[97]	a) Los especímenes pueden reconocerse como <i>Thrips</i> por la combinación de los siguientes caracteres		
[98]	Antena	Con siete u ocho segmentos distintos: segmentos III y IV con conos sensoriales bifurcados	Figs. 5.1 y 5.2
[99]	Cabeza	Con dos pares de setas oclares (II y III); falta el par I	Fig. 5.3
[100]	Pronoto	Con dos pares de setas posteroangulares mayores	Fig. 5.4
[101]	Ala anterior	Con una hilera de setas en la primera vena interrumpida (en la mayoría de las especies)	Fig. 5.5
[102]	Tergitos abdominales V a VIII	con ctenidios pareados	Fig. 5.6
[103]	Tergito abdominal VIII	con ctenidios posteromesales respecto al espiráculo	Fig. 5.6
[104]	b) Los especímenes pueden identificarse como <i>Thrips palmi</i> por la presencia de los siguientes caracteres		
[105]	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
[106]	Segmento antenal V	Generalmente amarillento en el extremo basal 1/3 a 1/2	Fig. 5.1
[107]	Segmento antenal VI	Longitud = 42-48µm	Fig. 5.1
[108]	Cabeza: par de setas oclares III	Con sus bases situadas fuera del triángulo oclaro o tocando las líneas de tangente que conectan el ocelo anterior a cada uno de los ocelos posteriores	Fig. 5.3
[109]	Ala anterior: Primera vena	Con tres (ocasionalmente dos) setas distales	Fig. 5.5
[110]	Metaescutelo	Con un par de sensilas campaniformes; con esculturación estriada convergente en la parte posterior	Fig. 5.7
[111]	Pleurotergitos abdominales	Carentes de setas distales; líneas de esculturación sin demasiados microtriquios	Fig. 5.8
[112]	Tergito abdominal II	Con cuatro setas laterales marginales	Fig. 5.9
[113]	Tergitos abdominales III y IV	S2 casi igual a S3	Fig. 5.10
[114]	Tergito abdominal VIII	con peines posteromarginales completos	Fig. 5.6
[115]	Tergito abdominal IX	Con dos pares de poros (anterior y posterior)	Fig. 5.11
[116]	Macho: esternitos	Áreas glandulares transversales en los esternitos III a VII	Fig. 5.12

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

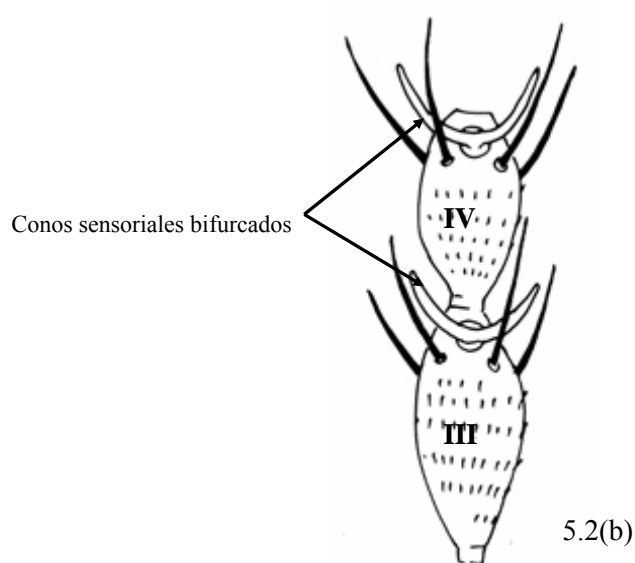
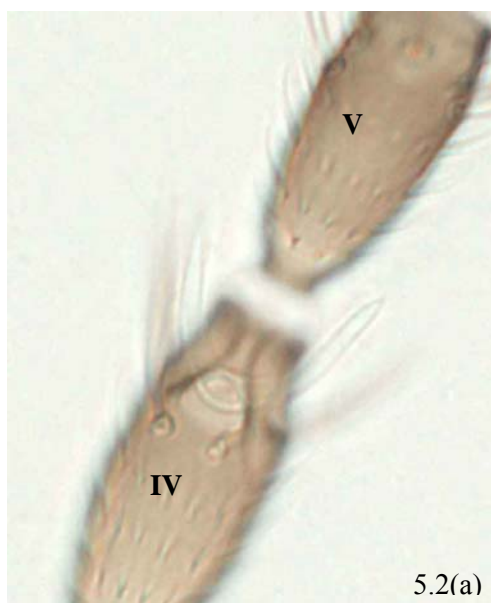


[117] Figura 4. Ubicación de los caracteres generales de *Thrips* (hembra, vista dorsal)

[118] **Figura 5 (figs. 5.1 a 5.12). Caracteres de *Thrips palmi*** (fotografías: G. Vierbergen, PPS, Países Bajos; dibujos de S. Kobro, Norwegian Crop Protection Institute, Noruega)

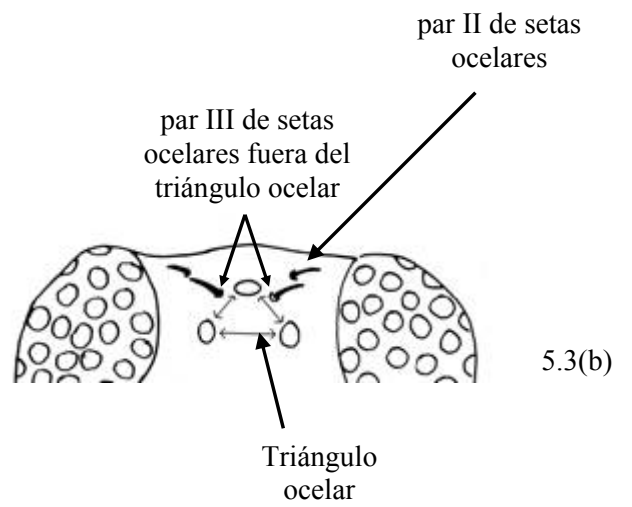
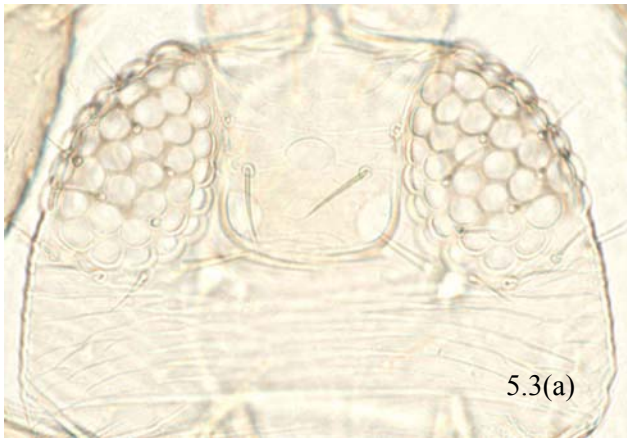


[119] **Figs. 5.1 a), b): Antena:** siete segmentos; longitud del segmento VI: 42-48 μm



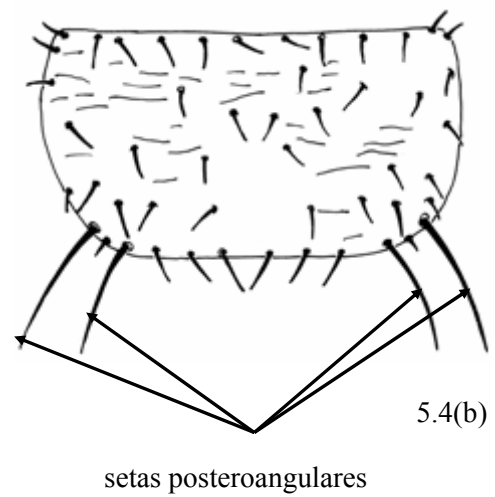
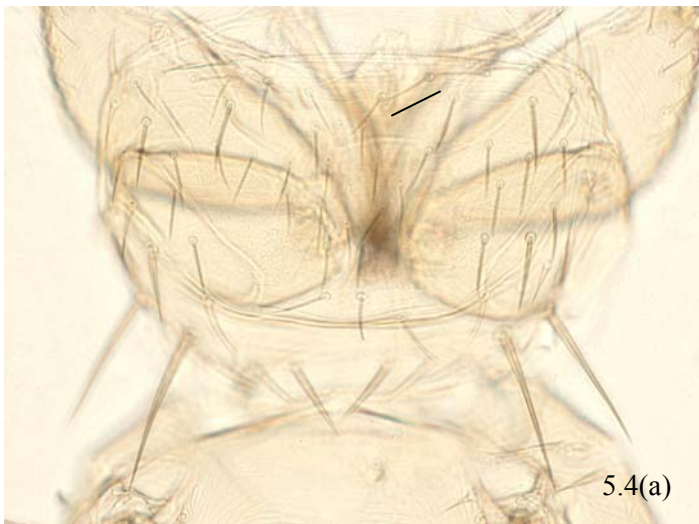
[120] **Figs. 5.2 a), b): Antena:** segmentos III y IV con conos sensoriales bifurcados

Fig. 5 continuación.



[121]

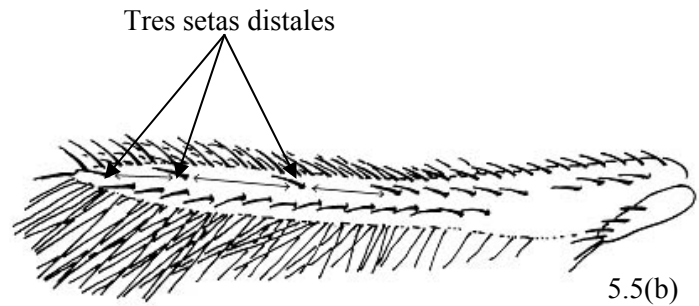
Fig. 5.3(a), (b): Cabeza: Con dos pares de setas ocelares (II y III); falta el par I. El par III de setas ocelares está fuera del triángulo ocelar



[122]

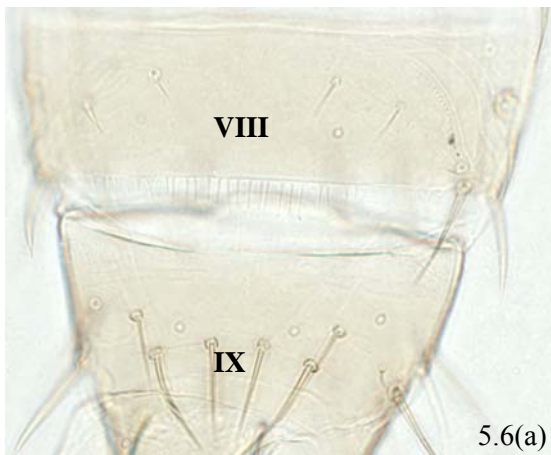
Fig. 5.4(a), (b): Pronoto: dos pares de setas posteroangulares mayores

Fig. 5 continuación

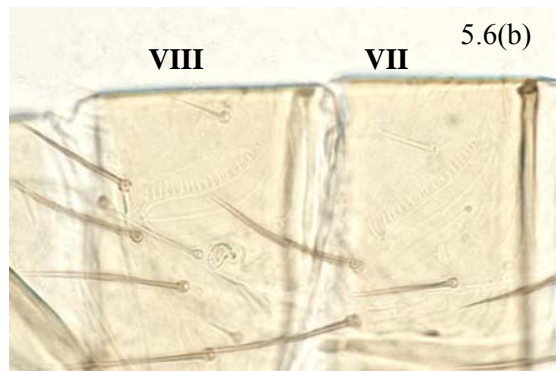


Ala anterior, primera vena: tres setas distales

[123] **Fig. 5.5(a), (b): Ala anterior: primera vena – tres setas distales**



Tergitos abdominales VIII y IX de macho, dorsal



Tergitos abdominales VII v VIII de hembra.

[124] **Fig. 5.6(a)–(c): Tergito abdominal VIII:** abertura del espiráculo anterior al ctenidio lateral, peine posteromarginal completo

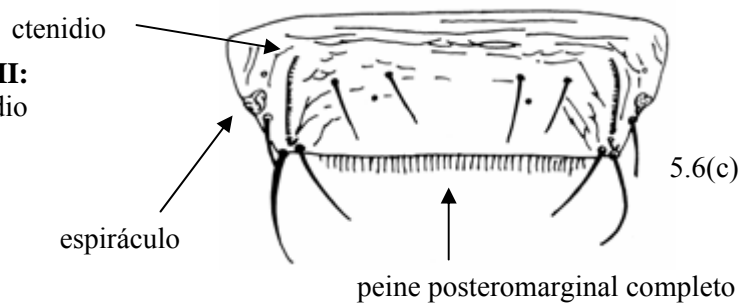
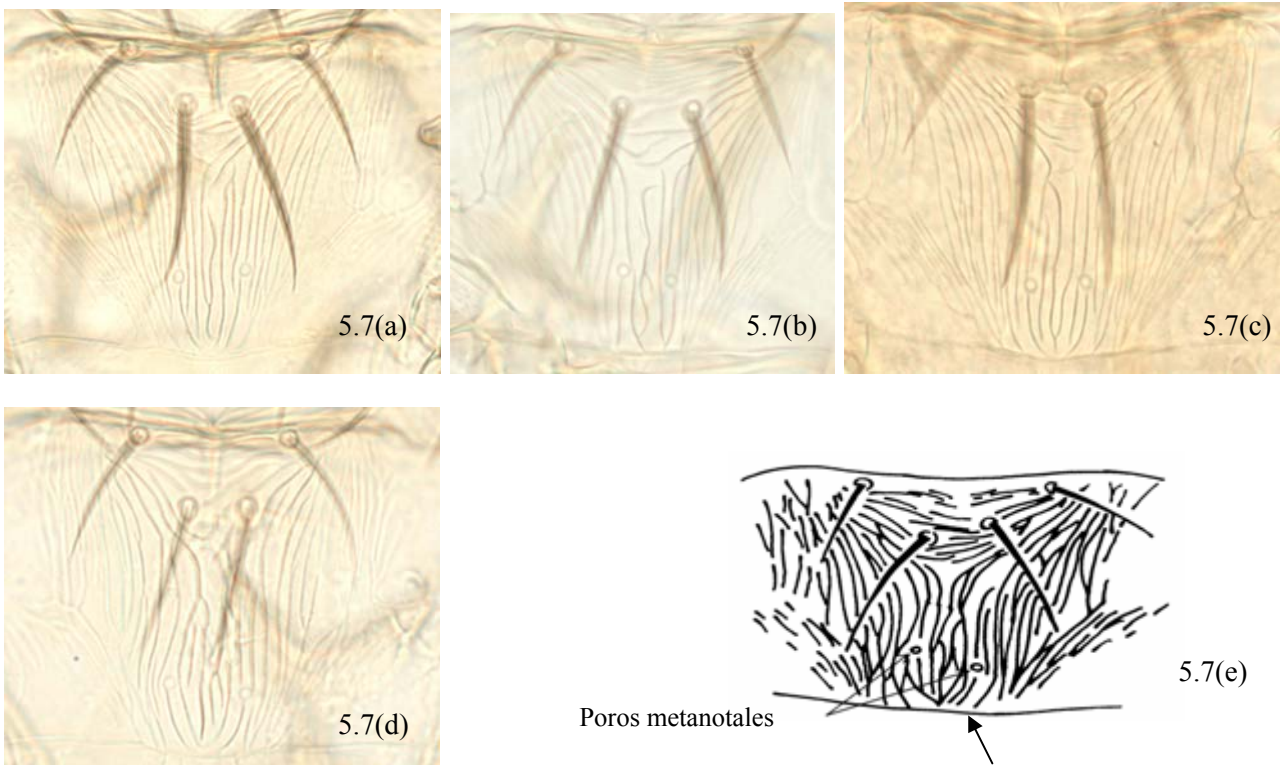
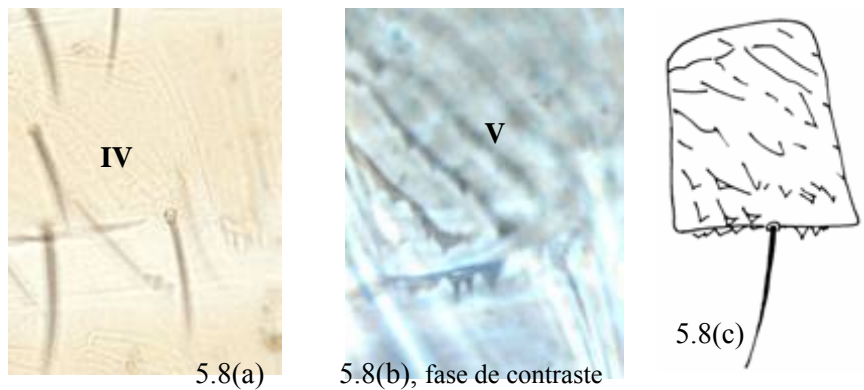


Fig. 5 continuación.



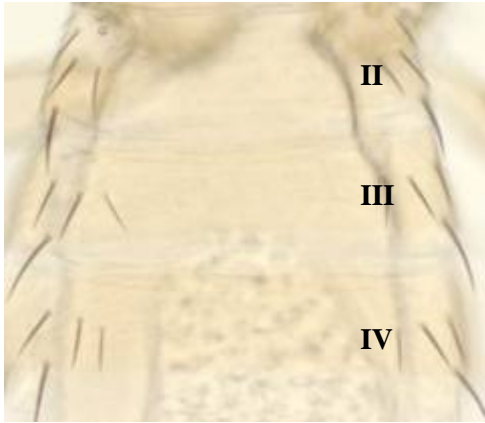
[125] **Fig. 5.7(a)–(e): Metanoto**, variación de la esculpuration, sensila campaniforme

[126] **Fig. 5.8(a)–(c):** Pleurotergito abdominal carente de microtriquios y setas distales

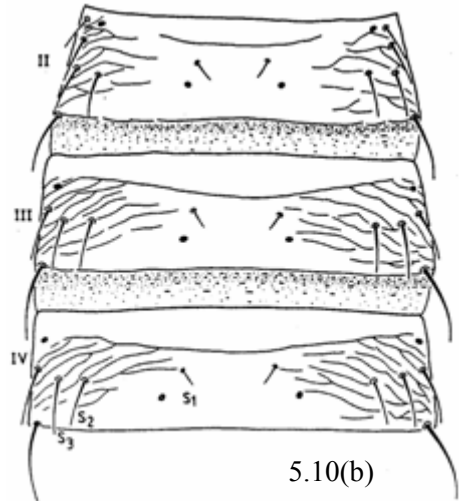


[127] **Fig. 5.9(a), (b) Tergito abdominal II:** cuatro setas marginales laterales





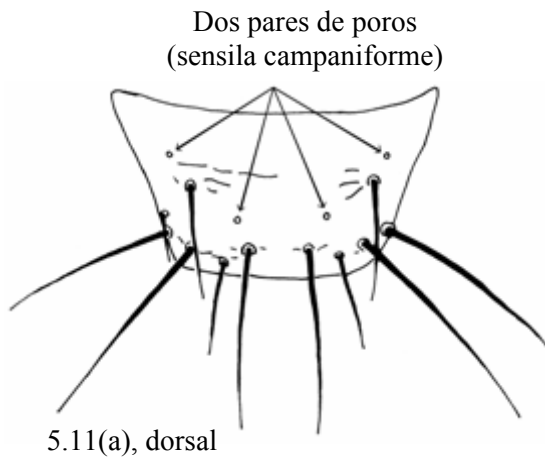
5.10(a)



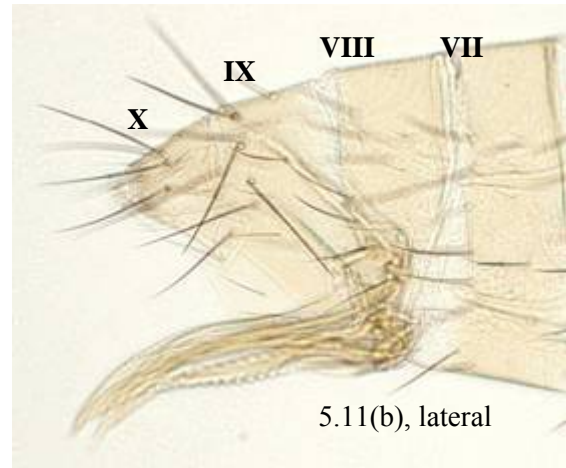
5.10(b)

[128]

Fig. 5.10(a), (b): Tergitos II a IV, hembra: S2 casi el mismo tamaño que las setas S3 (5.10 b) de zur Strassen, 1989).



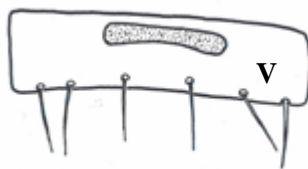
5.11(a), dorsal



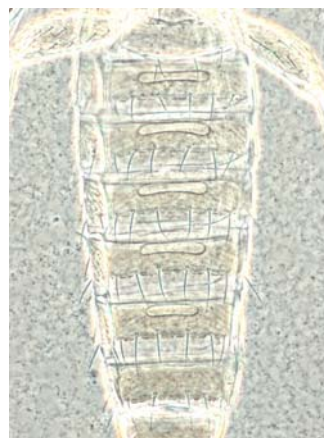
5.11(b), lateral

[129]

Fig. 5.11(a), (b): Abdominal tergite IX, two pairs of campaniform sensilla



5.12(a), esternito V



5.12(b), fase de contraste



5.12(c), fase de contraste

[130]

Fig. 5.12(a)–(c): Áreas glandulares del macho (en las que se ve la variación) en los esternitos abdominales III-VII

[131] **4.2 Ensayos moleculares para la identificación de *Thrips palmi***

[132] Se han publicado cuatro ensayos moleculares que se pueden utilizar para identificar *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).

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

[134] *Requisitos para los controles*

[135] 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.

[136] *Extracción de ADN*

[137] 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 lysis en un microtubo, utilizando un micromartinete, y el homogeneizado puede recogerse con un equipo de extracción de ADN a base de una proteinasa-K de acuerdo con las instrucciones del fabricante apropiado.
- otra posibilidad es que se muele el trip en 50 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 95°C durante 5 min y centrifugado a 11.000 g durante 5 min. El sobrenadante se transfiere a un microtubo nuevo y se almacena a -20°C.

[138] 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 se puede montar en un portaobjeto (por ejemplo, Rugman-Jones *et al.*, 2006; Mound y Morris, 2007).

[139] **4.2.1 Ensayo de RCP en tiempo real basado en la secuencia generada por marcador SCAR para *Thrips palmi***

[140] 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* (*T. physapus*), *T. urticae*, *T. validus* Uzel, *T. vulgatissimus* Haliday). Estas eran en su mayoría, pero no exclusivamente, especies europeas.

[141] *Metodología*

[142] 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).

[143] 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) 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*.

[144] 4.2.2 Ensayo de RCP en tiempo real basado en la secuencia COI para *Thrips palmi*

[145] 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. latiareus* Vierbergen, *T. major*, *T. minutissimus*, *T. parvispinus* Karny, *T. tabaci*, *T. urticae*, *T. vulgatissimus*). Estas eran en su mayoría, pero no exclusivamente, especies europeas.

[146] Metodología

[147] 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: Tpalmi 139F* (5'-TCA TGC TGG AAT TTC AGT AGA TTT AAC-3')

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

Sonda TaqMan: TpP (6-FAM 5'-TAG CTG GGG 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 [Asokan *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).

[148] Los 25 µl de mezcla de reacción contenían: 12,5 µl de 2X Taqman Universal Master Mix (Applied Biosystems)³, 0,9 µM de cada iniciador, 0,1 µM de sonda Taqman, 1,0 µl de ADN. La RCP en tiempo 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 60°C y 15 s a 94°C. Los valores de Ct menores de 40 indican la presencia de ADN de *T. palmi*.

[149] 4.2.3 Ensayo de RCP-PLFR basado en la secuencia ITS2 relativo a nueve especies de trips incluido *Thrips palmi*

[150] 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.

^{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 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.

^{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.

[151] *Metodología*

[152] 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'.

[153] *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 MgCl₂), 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.

[154] Se digirieron 5 µl de producto de la RCP (sin purificación) con la enzima *RsaI*, conforme a las instrucciones del fabricante. Los productos de la RCP digeridos se separaron por electroforesis en gel de agarosa.

[155] 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.

[156] **4.2.4 Ensayo de RCP-PLFR basado en la secuencia COI para 10 especies de trips incluido *Thrips palmi***

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

[158] *Metodología*

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

mtD-7.2F (5'-ATTAGGAGCHCCHGAYATAGCATT-3')

mtD9.2R (5'-CAGGCAAGATTAATAAATAAACTTCTG-3').

[160] 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 MgCl₂), 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.

[161] Se digieren 5 µl de producto de la RCP (sin purificación) con las enzimas *AluI* y *Sau3AI* en reacciones separadas conforme a las instrucciones del fabricante. Los productos de la RCP digeridos se separan por electroforesis en gel de agarosa.

^{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 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.

- [162] 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:
- AluI*: 291 y 194 bp
Sau3AI: 93, 104, 70 y 18 bp.
- [163] **5. Registros**
- [164] Deberían conservarse registros y muestras de acuerdo con lo dispuesto en la Sección 2.5 de la NIMF n.º 27 (*Protocolos de diagnóstico para las plagas reglamentadas*).
- [165] En los casos en los que otras partes contratantes puedan verse afectadas en forma desfavorable por el diagnóstico, los registros y las muestras (en particular, especímenes preservados o montados en portaobjeto, fotografías de estructuras taxonómicas distintivas, extractos de ADN y fotografías de geles, según corresponda) deberían conservarse durante un año, .
- [166] **6. Puntos de contacto para obtener información adicional**
- [167] Entomology Section, Department of Diagnostics, Plant Protection Service, P.O. Box 9102, 6700 HC Wageningen (Países Bajos). Teléfono: +31 317 496824; correo electrónico: g.vierbergen@minlnv.nl; fax: +31 317 423977.
Pest and Disease Identification Team, Central Science Laboratory, Sand Hutton, York YO41 1LZ (Reino Unido). Teléfono: +44 1904 462215; correo electrónico: dom.collins@csl.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; correo electrónico: ifrioni@mgap.gub.uy; fax: +598 2304 3992.
- [168] **7. Agradecimientos**
- [169] El primer borrador de este protocolo fue redactado por D. W. Collins, Pest and Disease Identification Team, Central Science Laboratory, 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.
- [170] **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. y 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 de 2008.
- EPPO/CABI. 1997. *Thrips palmi*. In I. M. Smith, D. G. McNamara, P. R. Scott y M. Holderness, eds. *Quarantine Pests for Europe*, 2ª edición. Wallingford, UK, CAB International. 1.425 págs.
- Kox, L. F. F., van den Beld, H. E., Zjilstra C. y Vierbergen, G. 2005. Real-time PCR assay for the identification of *Thrips palmi*. *Bulletin OEPP/EPPO Bulletin*, 35: 141-148.
- Mantel, W. P. y 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. y 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. y Kibby, G. 1998. *Thysanoptera. An Identification Guide*. 2ª edición. Wallingford, UK, CAB International. 70 págs.
- Mound, L. A. y Marullo, R. 1996. The thrips of Central and South America: an introduction (Insecta: Thysanoptera). *Memoirs on Entomology, International*, 6: 1-488.
- Mound, L. A. y 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-galling Australian Phlaeothripidae (Thysanoptera). *Zootaxa*, 1495: 35-45.
- Murai, T. 2002. The pest and vector from the East: *Thrips palmi*. In R. Marullo, y L. A. Mound, eds. *Thrips and Tospoviruses: Proceedings of the 7th International Symposium on Thysanoptera*. Italia, 2-7 julio de 2001, págs. 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 págs.
- PaDIL. 2007. Pests and Diseases Image Library. URL: <http://www.padil.gov.au>. Consultado el 18 de octubre de 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. y 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 págs.
- 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. y 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 terebrantien Thysanopteren Europas und des Mittelmeer-Gebietes. In *Die Tierwelt Deutschlands. Begründet 1925 von Friedrich Dahl*, 74: 5-277. Keltern, Goecke & Evers.