Janvier 2010

منظمة الأغذية والزراعة للأمم المتحدة | 联合国粮食及农业组织 | Food and Agriculture Organization of the United Nations | Organisation des Nations Unies pour l'alimentation et l'agriculture | Продовольственная и сельскохозяйственная организация Объединенных Наций | Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación

COMMISSION DES MESURES PHYTOSANITAIRES

Cinquième session

Rome, 22-26 mars 2010

Adoption de normes internationales: Procédure spéciale (protocole de diagnostic pour *Thrips palmi*)

Point 9.3 de l'ordre du jour provisoire

1. La question du protocole de diagnostic pour *Thrips palmi* a été ajoutée au programme de travail par le Comité des normes (CN) en novembre 2004, et approuvée par la CMP à sa première session (2006) dans le cadre du programme de travail de la CIPV relatif à l'établissement de normes. Le projet a été envoyé aux membres en juin 2007 aux fins de consultation dans le cadre de la procédure accélérée d'établissement de normes. Des objections formelles ont été reçues et le Secrétariat a demandé l'avis de la CMP à sa troisième session (2008) sur la façon de procéder. La CMP a décidé, à sa troisième session, d'appliquer la procédure spéciale d'établissement de normes au projet de protocole de diagnostic pour *Thrips palmi*. Le projet de texte a donc été examiné par le Groupe technique sur les protocoles de diagnostic pour des organismes nuisibles spécifiques en juin 2008, et transmis au CN par courrier électronique pour approbation avant une deuxième série de consultations des membres.

2. Le projet a été envoyé aux membres pour consultation en juin 2009. En novembre 2009, le CN a été informé qu'environ 200 observations avaient été reçues, et a décidé de transmettre celles-ci au Groupe technique.

3. Le Groupe technique a examiné les observations et révisé le projet; le CN a ensuite approuvé par courrier électronique la version révisée du projet, qui sera présentée à la CMP à sa cinquième session aux fins d'adoption.

4. La CMP est invitée à:

   1. *Adopter* en tant qu'annexe à la NIMP n° 27 (*Protocoles de diagnostic pour les organismes nuisibles réglementés*) le protocole de diagnostic pour *Thrips palmi* figurant à l'Annexe 1.

Le tirage du présent document est limité pour réduire au maximum l'impact des méthodes de travail de la FAO sur l'environnement et contribuer à la neutralité climatique. Les délégués et observateurs sont priés d'apporter leur exemplaire personnel en séance et de ne pas demander de copies supplémentaires.
La plupart des documents de réunion de la FAO sont disponibles sur l'Internet, à l'adresse www.fao.org

NORMES INTERNATIONALES POUR LES MESURES PHYTOSANITAIRES

PROJET D'ANNEXE -- À LA NIMP 27:2006

Thrips palmi Karny

(201-)

TABLE DES MATIÈRES

Adoption 2

1. Informations sur l'organisme nuisible 2

2. Données taxonomiques 3

3. Détection 3

4. Identification 5

4.1 Identification morphologique des thrips adultes 5

4.1.1 Préparation des thrips adultes pour l'examen microscopique 5

4.1.2 Identification de la famille des Thripidae 5

4.1.3 Identification du genre *Thrips* 6

4.1.4 Identification de *Thrips palmi* 7

4.1.4.1 Caractères morphologiques des *Thrips palmi* 7

4.1.4.2 Comparaison avec des espèces similaires *(espèces au corps jaune, sans marques plus foncées, ou* principalement jaunes ou parfois jaunes 8

4.2 Analyses moléculaires pour l'identification de *Thrips palmi* 17

4.2.1 Analyse PCR en temps réel à partir d'une séquence par marqueur SCAR pour *Thrips palmi* 17

4.2.2 Analyse PCR en temps réel à partir d'une séquence COI pour *Thrips palmi* 18

4.2.3 Analyse PCR-RFLP à partir d'une séquence ITS2 pour neuf espèces de *Thrips,* dont *Thrips palmi* 18

4.2.4 Analyse PCR-RFLP à partir d'une séquence COI pour dix espèces de *Thrips,* dont *Thrips palmi* 19

5. Données à conserver 20

6. Points de contact pour tout complément d'information 20

7. Remerciements 20

8. Références 20

Adoption

Le présent protocole de diagnostic a été adopté par la Commission des mesures phytosanitaires en ----.

1. Informations sur l'organisme nuisible

Thrips palmi Karny (Thysanoptera: Thripidae) est un organisme polyphage nuisible aux végétaux, surtout aux cucurbitacées et aux solanacées. Il semble qu'il provienne d'Asie du Sud, d'où il se serait propagé vers la fin du vingtième siècle. Sa présence a été enregistrée partout en Asie, et il s'est dispersé dans la zone du Pacifique et des Caraïbes où il est maintenant très répandu. Il a également été enregistré localement en Amérique du Nord, centrale et du Sud, ainsi qu'en Afrique. Pour de plus amples informations concernant *T. palmi*, voir EPPO/CABI (1997) ou Murai (2002); des fiches techniques sont également disponibles en ligne à la photothèque des organismes nuisibles et des maladies (PaDIL, 2007) et à l'OEPP (OEPP, 2008).

Cette espèce provoque des dégâts d'importance économique aux plantes cultivées par effet direct de son activité trophique et en tant que vecteur de certains tospovirus tels que *Groundnut bud necrosis virus*, *Melon yellow spot virus* et *Watermelon silver mottle virus*. Il s'agit d'un organisme extrêmement polyphage, dont la gamme de plantes hôtes s'étend à plus de 36 familles végétales. À l'extérieur, il s'attaque à *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* et *Vigna unguiculata*. En serre, les plantes hôtes d'importance économique sont *Capsicum annuum*, *Chrysanthemum* spp., *Cucumis sativus*, *Cyclamen* spp., *Ficus* spp., Orchidaceae et *Solanum melongena*. Les thrips peuvent être transportés par des végétaux destinés à la plantation, des fleurs coupées et des fruits d'espèces hôtes, ainsi que par du matériel d'emballage, et par la terre.

Thrips palmi est presque intégralement de couleur jaune (Figures 1 à 3) et son identification est rendue difficile tant par ses faibles dimensions (1,0-1,3 mm) que par sa grande similitude avec d'autres espèces de *Thrips* de couleur jaune ou principalement jaune.

Figure 1: *Thrips palmi*; femelle (gauche) et mâle (photo: A. J. M. Loomans, PPS, Wageningen, Pays-Bas; barre d'échelle: 500 µm = 0,5 mm)

Figure 2: *Thrips palmi*, femelle **Figure 3: *Thrips palmi*, mâle**
(photos: W. Zijlstra, PPS, Wageningen, Pays-Bas; barres d'échelle: 300 µm)

2. Données taxonomiques

-	Nom:	*Thrips palmi* Karny, 1925
-	Synonymes:	*Thrips clarus* Moulton, 1928
		Thrips leucadophilus Priesner, 1936
		Thrips gossypicola Ramakrishna & Margabandhu, 1939
		Chloethrips aureus Ananthakrishnan & Jagadish, 1967
		Thrips gracilis Ananthakrishnan & Jagadish, 1968
-	Classement taxonomique:	Insecta, Thysanoptera, Terebrantia, Thripidae
-	Nom commun:	Thrips du melon

3. Détection

Thrips palmi est présent dans différents endroits selon son stade de développement:

-	œufs	dans le tissu de la feuille, de la fleur et du fruit
-	larve I	sur les feuilles, les fleurs et les fruits
-	larve II	sur les feuilles, les fleurs et les fruits
-	pupe I	dans le sol, les caisses d'emballage et les milieux de culture
-	pupe II	dans le sol, les caisses d'emballage et les milieux de culture
-	adulte	sur les feuilles, les fleurs et les fruits

Au niveau du matériel végétal, *T. palmi* est potentiellement présent sur la plupart des parties aériennes des plantes; les parties infestées de la plante peuvent différer selon certaines variables, telles que l'hôte et les caractères propres à chaque population de *T. palmi*.

Lors d'un examen visuel de matériel végétal pour détecter la présence de *T. palmi*, il est nécessaire de prêter attention à la présence des cicatrices argentées sur la surface des feuilles des plantes hôtes, sur lesquelles *T.*

Palmi s'est nourri, cicatrices surtout visibles le long de la nervure centrale et des nervures latérales. Les plantes sévèrement infestées se caractérisent souvent par l'aspect argenté ou bronzé des feuilles, le rabougrissement des feuilles et des pousses terminales, ou par les cicatrices et les déformations des fruits. La détection peut être malaisée dans certaines circonstances, notamment:

- lors d'une infestation de faible ampleur produisant des symptômes difficiles ou impossibles à déceler
- déceler lorsque les œufs ne sont présents que dans le tissu végétal (par exemple après un traitement extérieur susceptible d'avoir éliminé les stades visibles).

Il est préférable de conserver les spécimens destinés à l'examen morphologique dans une solution AGA, consistant en un mélange de 10 parties d'éthanol à 60% avec 1 partie de glycérine et 1 partie d'acide acétique. Pour la conservation à long terme des spécimens, ces derniers devraient être plongés dans de l'éthanol à 60% et conservés à l'abri de la lumière, de préférence dans un congélateur afin de prévenir la perte de coloration. Plusieurs laboratoires ont toutefois signalé que la solution AGA peut dénaturer l'ADN du thrips, rendant ensuite difficile l'utilisation des méthodes moléculaires. Une possibilité est de plonger les spécimens collectés dans de l'éthanol à 80–95% car ils peuvent alors être utilisés pour l'examen moléculaire sans être montés sur lame. Mais dans ce cas, les spécimens doivent être conservés au congélateur jusqu'à leur utilisation pour éviter des difficultés lors de la préparation des lames.

Plusieurs méthodes peuvent être utilisées pour recueillir des spécimens de thrips (Mantel et Vierbergen, 1996; modifié):

- Les thrips peuvent être prélevés un par un sur la plante (feuilles, fleurs ou fruits) et transférés à l'aide d'un pinceau fin humide puis déposés dans des microtubes contenant une solution AGA.
- Une autre méthode consiste à secouer certaines parties de la plante pour faire tomber les thrips sur un petit plateau en plastique (par exemple, un plateau blanc pour les spécimens de couleur foncée, ou noir pour les spécimens clairs). Lorsque les températures sont fraîches, les thrips tendent généralement à marcher sur le plateau au lieu de s'envoler, ce qui laisse le temps de les recueillir à l'aide d'un pinceau fin humide tandis que par des températures plus chaudes, ils ont tendance à s'envoler beaucoup plus vite et doivent être prélevés rapidement. Les thrips sont facilement visibles sur le plateau à l'aide d'une loupe simple, mais un observateur expérimenté pourra les voir sans difficulté à l'œil nu.
- Des parties de la plante peuvent être placées pendant 24 heures dans un sac en plastique scellé, avec un morceau de papier filtre pour absorber la condensation. La plupart des thrips s'en détacheront et pourront alors être recueillis à l'intérieur du sac.
- Un entonnoir de Berlèse peut être utilisé pour traiter le matériel végétal, par exemple bulbes, fleurs, pelouse, feuilles mortes, mousse, voire des branches mortes. L'entonnoir contient un tamis sur lequel le matériel végétal est déposé. En dessous du tamis, l'extrémité inférieure de l'entonnoir s'ouvre sur un récipient contenant de l'éthanol à 70–96%. On peut aussi utiliser une solution d'éthanol à 10% avec un agent mouillant, certains professionnels estimant que ce procédé facilite la préparation de lames de microscope de qualité. L'entonnoir est placé sous une lampe électrique (60W) et sous l'effet de la chaleur et de la lumière ainsi produites, la plupart des thrips présents dans les plantes tomberont dans le récipient. Après un laps de temps approprié (par exemple, 8 heures pour les fleurs coupées), le contenu du récipient pourra être examiné à l'aide d'un stéréomicroscope.
- Les thrips peuvent être décelés (les adultes ailés seulement) à l'aide de pièges collants colorés ou d'autres méthodes appropriées. L'attractivité des couleurs varie selon les différentes espèces de thrips, mais les pièges bleus ou blancs sont efficaces pour *T. palmi*, les pièges jaunes étant également efficaces. Pour la préparation des lames de microscope et l'identification, les thrips devront être détachés des pièges à l'aide de solvants à base, notamment, d'essences d'agrumes, de dichlorométhane ou d'un produit de substitution à base de térébenthine.

Il n'existe aucune méthode reconnue pour l'extraction des pupes de thrips du sol dans une situation de quarantaine.

4. Identification

L'identification des espèces de thrips par examen morphologique est réservée aux spécimens adultes, car il n'existe pas de clés d'identification adéquates pour les œufs, les larves et les pupes. Toutefois, la présence de larves dans les échantillons peut fournir d'importantes informations additionnelles, en confirmant notamment leur développement sur les plantes hôtes. La principale méthode d'identification de matériel adulte repose sur les caractères morphologiques. Afin de réaliser l'identification de l'espèce, ces derniers doivent être examinés à l'aide d'un microscope puissant (grossissement x400, par exemple). L'application du présent protocole à des préparations sur lames de bonne qualité devrait permettre d'identifier avec certitude un *T. palmi* adulte par le seul examen morphologique.

Les analyses moléculaires peuvent être effectuées à tous les stades de vie, y compris les stades immatures pour lesquels l'identification morphologique ne permet pas de déterminer l'espèce. En outre, dans les cas où les spécimens adultes sont atypiques ou endommagés, les analyses moléculaires peuvent fournir davantage d'informations pertinentes sur leur identité. Cependant, la spécificité des analyses moléculaires est limitée dans la mesure où elles ont été mises au point à des fins spécifiques et évaluées par rapport à un nombre restreint d'espèces, avec des échantillons venant de différentes régions géographiques; ces informations doivent donc être interprétées avec prudence.

4.1 Identification morphologique des thrips adultes

4.1.1 Préparation des thrips adultes pour l'examen microscopique

Pour l'examen au microscope ultra puissant, les thrips adultes doivent être montés sur des lames de microscope. Les spécimens à conserver dans une collection de référence sont de préférence macérés, déshydratés et montés au baume du Canada; Mount et Kibby (1998) fournissent une description complète du processus. Trois jours sont toutefois nécessaires pour parachever le protocole de préparation des lames aux fins de la conservation en collection. Pour les identifications courantes, une substance de montage hydrosoluble comme le liquide de Hoyer (50 ml d'eau, 30 g de gomme arabique, 200 g d'hydrate de chloral, 20 ml de glycérine) est un moyen plus rapide et relativement bon marché. Une méthode devenue courante pour la préparation des lames est donnée par Mount et Kibby (1998) et sa description figure ci-dessous (mais les laboratoires peuvent recourir à des variantes qui sont tout aussi efficaces):

Extraire les spécimens du liquide de récolte et les immerger dans un bain propre d'éthanol à 70 %; si les spécimens sont suffisamment souples, on peut essayer de déployer les pattes, les ailes et les antennes à l'aide de micropinces; déposer un spécimen, partie ventrale dirigée vers le haut sur une goutte de liquide de Hoyer sur une lamelle couvre-objet de 13 mm de diamètre et utiliser au besoin les micropinces pour ajuster la position du thrips sur la lamelle; abaisser délicatement une lame vers la lamelle couvre-objet de manière à faire adhérer la solution de montage à la partie médiane de la lame; dès que le milieu de montage atteint les bords de la lamelle couvre-objet retourner l'ensemble lame-lamelle; étiqueter la lame en inscrivant tous les détails, notamment le lieu, la date de collecte et la plante hôte; placer le tout, lamelle couvre-objet vers le haut, dans une étuve de séchage à 35-40°C et attendre 6 heures avant tout examen; laisser dans le four pendant environ trois semaines pour dessécher la solution de montage, en fermant hermétiquement le porte-objet avec de la résine ou du vernis à ongles.

4.1.2 Identification de la famille des Thripidae

Thrips palmi appartient à la famille des Thripidae, qui comprend plus de 2 000 espèces regroupées en 276 genres. Ces espèces ont en commun les caractères indiqués au Tableau 1.

Tableau 1: Famille des Thripidae – caractères communs

Partie du corps	Caractères
Antennes	sept ou huit segments (parfois six ou neuf). Les segments III et IV ont des trichomes sensoriels émergents (sensoria)
Ailes antérieures (lorsqu'elles sont complètement développées)	généralement fines, présentent deux nervures longitudinales portant chacune une série de soies
Abdomen – femelle	avec un ovipositeur dentelé, incurvé vers le bas à l'apex
Sternites médians – mâle	avec ou sans aires glandulaires

4.1.3 Identification du genre *Thrips*

Le genre *Thrips* compte plus de 280 espèces, issues de toutes les régions du monde, bien qu'il soit principalement originaire de la région holarctique et des régions tropicales de l'Ancien monde. Les membres du genre ont en commun les caractères mentionnés au Tableau 2.

Tableau 2 : Genre *Thrips* – caractères communs, spécimens adultes

Partie du corps	Caractères
Forme du corps (femelle)	macroptères ou microptères
Antennes	sept ou huit segments
	les segments III – IV présentent des cônes fourchus saillants (sensoriels)
Soies ocellaires	deux paires seulement (la paire I étant absente)
	la paire II plus courte (tout au plus de même longueur) que la paire III
Pronotum	pourvu de deux paires (rarement une ou aucune) de soies postéro-angulaires
	généralement trois, parfois quatre paires de soies postéromarginales
Basantra du prosternum	absence de soies
Ailes antérieures	la première nervure est pourvue d'une frange de soies espacées de manière variable deuxième nervure avec une frange de soies complète
	clavus avec cinq (rarement 6) soies inter-nervurales
Métascutum	paire médiane de soies sur ou derrière la bordure antérieure
	strié ou réticulé
	sensilles campaniformes (pores métanotaux) présentes ou absentes
Furca métasternale	sans spinule
Tibia antérieur	griffes apicales absentes
Tarses	à 2 segments
Tergites et sternites abdominaux	sans craspeda posteromarginales (franges)
Tergites abdominaux	tergites V-VIII aux cténidies couplées latéralement (peignes – comprenant chacun une rangée submarginale de microtriches) (parfois aussi sur IV)
	tergite VIII: cténidies en position postéromésiale aux stigmates
Sternites et pleurotergites abdominaux	avec ou sans soies discales (accessoires)
Sternites abdominaux (mâle)	sterna abdominaux III-VII, ou moins, chacun étant pourvu d'une aire glandulaire

Un récapitulatif simplifié des principaux caractères figure au tableau 4, accompagné d'illustrations et de photomicrographies (figures 4 à 5.12).

L'identification des adultes peut être effectuée à l'aide de clés. Mound et Kibby (1998) fournissent une clé d'identification pour 14 espèces de *Thrips* d'importance économique, notamment *T. palmi*. Un outil d'identification des thrips est par ailleurs disponible sur CD-ROM, contenant notamment un système d'identification de 100 espèces d'organismes nuisibles du monde entier, à partir de photomicrographies (Moritz et autres, 2004).

On trouvera dans les ouvrages suivants des clés plus complètes pour l'identification du genre par région (il n'en existe aucune pour la zone tropicale d'Afrique):

Asie: Bhatti (1980) et Palmer (1992) fournissent des clés d'identification pour les espèces de *Thrips* présentes dans les zones tropicales asiatiques. Mound et Azidah (2009) fournissent une clé pour les espèces de la Malaisie péninsulaire.

Europe: zur Strassen (2003) a produit la clé complète la plus récente pour l'identification des espèces en Europe, *Thrips* compris (en allemand).

Amérique du Nord, centrale et du Sud: Nakahara (1994) fournit une clé pour les espèces de *Thrips* originaires du Nouveau Monde. Une clé de détermination des espèces de *Thrips* présentes en Amérique centrale et du Sud est fournie par Mound et Marullo (1996), même si une seule d'entre elles est originaire de cette région.

Océanie: Mound et Masumoto (2005) fournissent une clé d'identification des espèces de *Thrips* d'Océanie (Les auteurs de cette communication sont conscients de l'erreur qui s'est glissée à la page 42 dans la section "Relations", où une caractéristique de *T. flavus* Schrank – soies ocellaires III rassemblées derrière la première ocelle - est attribuée à *T. palmi.* L'information exacte, fournie dans la description de l'espèce *T. palmi* quelques lignes plus haut, est également illustrée dans la figure 72.).

4.1.4 Identification de *Thrips palmi*

4.1.4.1 Caractères morphologiques des *Thrips palmi*

Bhatti (1980), Bournier (1983), Sakimura et autres (1986), zur Strassen (1989), Nakahara (1994) et Mound et Masumoto (2005) fournissent tous des descriptions détaillées de *T. palmi*. Dans Sakimura et autres (1986), on trouve une liste des principaux caractères diagnostiques permettant de distinguer *T. palmi* des autres espèces connues du genre *Thrips*; une version remaniée est présentée dans le Tableau 3.

La possession de l'ensemble des caractères énumérés au tableau 3 est un élément de différenciation fiable de *Thrips palmi* par rapport aux autres espèces de Thrips. Néanmoins, la morphologie des thrips est sujette à des variations, y compris au sein d'une même espèce et certains des caractères figurant ici font parfois l'objet de légères variations. Ainsi, chez *T. palmi* la coloration antennaire peut différer de l'état observé le plus fréquemment tout comme le nombre de soies distales sur l'aile antérieure. Si tel est le cas pour un ou plusieurs de ces caractères, l'identification du spécimen devrait être vérifiée en se référant à une clé d'identification régionale appropriée, telle que celles qui sont énumérées dans la section 4.1.3.

Tableau 3: Liste des caractères morphologiques qui distinguent collectivement *Thrips palmi* des autres espèces du genre *Thrips*

	Caractères morphologiques
1.	Corps jaune clair sans zones foncées sur la tête, le thorax ou l'abdomen (soies noirâtres légèrement épaissies); segments antennaires I et II pâles, III jaunes avec apex sombre, IV à VII bruns mais en général avec base de IV-V jaune; ailes antérieures légèrement et uniformément grisées, soies proéminentes foncées
2.	Antennes toujours à sept segments
3.	Soies postoculaires II et IV plus courtes que les autres soies
4.	Soies ocellaires III situées justeen dehors du triangle ocellaire, ou bien touchant les lignes tangentes reliant l'ocelle antérieur et chacun des ocelles postérieurs
5.	Métascutum à sculpture convergente postérieurement; paire médiane de soies en arrière de la marge antérieure; paires de sensilles campaniformes présentes
6.	Première nervure de l'aile antérieure pourvue de trois (parfois deux) soies distales
7.	Tergite abdominal II à quatre soies marginales latérales
8.	Tergites abdominaux III à V à soies S2 foncées et subégales à S3.
9.	Tergite abdominal VIII présentant un peigne postéromarginal complet chez la femelle, et largement développé postérieurement chez le mâle
10.	Tergite abdominal IX présentant généralement deux paires de sensilles campaniformes (pores)
11.	Sternites abdominaux sans soies discales ou microtriches ciliés
12.	Pleurotergites abdominaux sans soies discales
13.	Mâle - sternites III–VII présentant chacun une petite aire glandulaire transverse

Un récapitulatif simplifié des principaux caractères figure au tableau 4, accompagné d'illustrations et de photomicrographies (figures 4 et 5.12).

4.1.4.2 Comparaison avec des espèces similaires *(espèces au corps jaune, sans marques plus foncées, ou principalement jaunes ou parfois jaunes)*

Pour chaque espèce ci-dessous sont indiqués les principaux caractères qui la différencient de *T. Palmi*. En cas de doute, il convient de se reporter à la clé d'identification régionale correspondante, comme celles qui figurent à la section 4.1.3. Ces dernières contiennent également des détails sur d'autres espèces de *Thrips* non mentionnées ici.

Deux espèces indiennes (*T. alatus* Bhatti et *T. pallidulus* Bagnall) sont très similaires à *T. palmi*, bien que leur biologie soit peu connue:

Thrips alatus
- segment antennaire V brun uniforme
- tergites abdominaux III et IV pourvus de soies S2 plus pâles et plus fines que les soies S3 chez les deux sexes
- en général, la sculpture striée sur le métascutum n'est pas convergente postérieurement
- aire de répartition: Inde, Malaisie, Népal.

Thrips pallidulus
- segment antennaire IV pâle
- sculpture sur le métascutum réticulée médialement, et non pas striée
- aire de répartition: Inde.

Trois espèces paléarctiques communes (mais ayant également une aire de répartition plus vaste) susceptibles d'être confondues avec *T. palmi* sont *T. flavus*, *T. nigropilosus* Uzel et *T. tabaci* Lindeman.

Thrips flavus
- paire III de soies ocellaires à l'intérieur du triangle ocellaire, juste derrière l'ocelle antérieur
- segment antennaire VI mesurant 54-60 µm (42-48 µm chez *T. palmi*)
- lignes de la sculpture métanotale sur le métascutum non convergentes postérieurement
- aire de répartition: thrips des fleurs communs dans toute l'Asie et en Europe.

Thrips nigropilosus
- généralement avec des marques foncées sur le thorax et l'abdomen
- métascutum irrégulièrement réticulé dans la partie médiane (stries longitudinales chez *T. palmi*) et absence de sensilles campaniformes
- tergite abdominal II pourvu de trois soies marginales latérales
- tergites abdominaux IV-V: la paire médiane de soies (S1) dépasse de 0,5 fois la longueur moyenne de ces tergites (moins de 0,3 fois chez *T. palmi*)
- aire de répartition: espèces phyllophages communes, s'attaque parfois aux espèces de la famille des Compositae, Asie, Afrique de l'Est, Europe, Amérique du Nord, Océanie.

Thrips tabaci
- coloration très variable mais en général avec des marques plus ou moins brunes ou grisâtres
- toutes les soies postoculaires subégales en longueur
- métascutum irrégulièrement réticulé longitudinalement, en général avec de petites rides internes dans la partie médiane, et absence de sensilles campaniformes
- première nervure de l'aile antérieure généralement avec quatre soies distales (parfois deux ou six)
- tergite abdominal II avec trois soies marginales latérales
- tergite abdominal IX avec uniquement la paire postérieure de sensilles campaniformes
- pleurotergites abdominaux avec de nombreux microtriches ciliés partant des lignes de sculpture

- mâle: petites aires glandulaires transverses, sur les sternites abdominaux III à V seulement
- aire de répartition: organisme nuisible polyphage présent dans le monde entier.

Deux autres espèces, une paléarctique (*T. alni* Uzel) et une européenne (*T. urticae* Fabricius) sont moins fréquentes, mais peuvent néanmoins être confondues avec *T. palmi*. Les femelles de *T. alni* ont en particulier une morphologie remarquablement semblable à celles de *T. palmi*.

Thrips alni
- segment antennaire V uniformément brun
- tergites abdominaux II-V à soies S2 pâles
- tergite abdominal V avec soie S2 bien plus fine que la soie S3 (ces soies sont subégales chez *T. palmi*)
- tergite abdominal VIII avec soie S1 subégale à la soie S2 (S1 est bien plus fine que S2 chez *T. palmi*)
- mâle: sternites abdominaux III-VI présentant chacun une petite aire glandulaire ovale
- aire de répartition: ne s'attaque qu'aux feuilles d'*Alnus,* de *Betula,* de *Salix;* Europe, Sibérie, Mongolie.

Thrips urticae
- pronotum avec une paire de soies sur la marge antérieure, presque deux fois plus longues que les soies discales (généralement de plus de 30 µm; de longueur toujours inférieure à 25µm chez *T. palmi*)
- métascutum réticulé longitudinalement dans la partie médiane
- tergites abdominaux présentant généralement une zone de couleur grise en position médiale
- tergite abdominal IX pourvu uniquement de la paire postérieure de sensilles campaniformes
- aire de répartition: ne s'attaque qu'à *Urtica dioica*, Europe.

Tableau 4: Récapitulatif des caractères diagnostiques pour la diagnose rapide: (a) du genre *Thrips;* (b) de *T. palmi*

(La figure 4 montre l'emplacement de chaque caractère)

(a) Des spécimens peuvent être reconnus comme étant des *Thrips* s'ils présentent la combinaison de caractères suivants		
Antenne	à sept ou huit segments: les segments III et IV présentant des cônes sensoriels fourchus	fig. 5.1, 5.2
Tête	avec deux paires de soies ocellaires (II et III); paire I absente, paire II plus courte que la paire III	fig. 5.3
Aile antérieure	1ère nervure – frange de soies continues ou présentant des interruptions	fig. 5.5
Tergites abdominaux V à VIII	avec cténidies par paires	fig. 5.6
Tergite abdominal VIII	avec cténidies en position postéromésiale aux stigmates	fig. 5.6
(b) Les spécimens peuvent être identifiés comme étant des *Thrips palmi* s'ils présentent les caractères suivants		
Couleur du corps	corps jaune clair sans zones foncées sur la tête, le thorax ou l'abdomen; les segments antennaires I et II sont pâles.	fig. 1-3
Segment antennaire V	en général jaunâtre dans son tiers basal ou sa moitié basale	fig. 5.1
Segment antennaire VI	longueur = 42–48µm	fig. 5.1
Tête: paire III de soies ocellaires	bases situées en dehors du triangle ocellaire ou touchant les lignes tangentes reliant l'ocelle antérieur à chacun des ocelles postérieurs	fig. 5.3
Pronotum	avec deux paires de soies postéro-angulaires	fig. 5.4
Aile antérieure: 1ère nervure	avec trois (parfois deux) soies distales	fig. 5.5

Métascutum	avec paire médiane de soies derrière la bordure antérieure et une paire de sensilles campaniformes; avec une sculpture striée convergente postérieurement	fig. 5.7
Pleurotergites abdominaux	soies discales absentes; lignes de sculpture avec peu de microtriches ciliés	fig. 5.8
Tergite abdominal II	avec quatre soies marginales latérales	fig. 5.9
Tergites abdominaux III et IV	S2 presque égale à S3	fig. 5.10
Tergite abdominal VIII	femelle: peigne postéromarginal complet mâle: peigne postéromarginal largement développé sur la partie médiane	fig. 5.6
Tergite abdominal IX	avec paires de sensilles campaniformes (pores) antérieure et postérieure	fig. 5.11
Mâle: sternites	aires glandulaires transverses sur les sternites III à VII	fig. 5.12

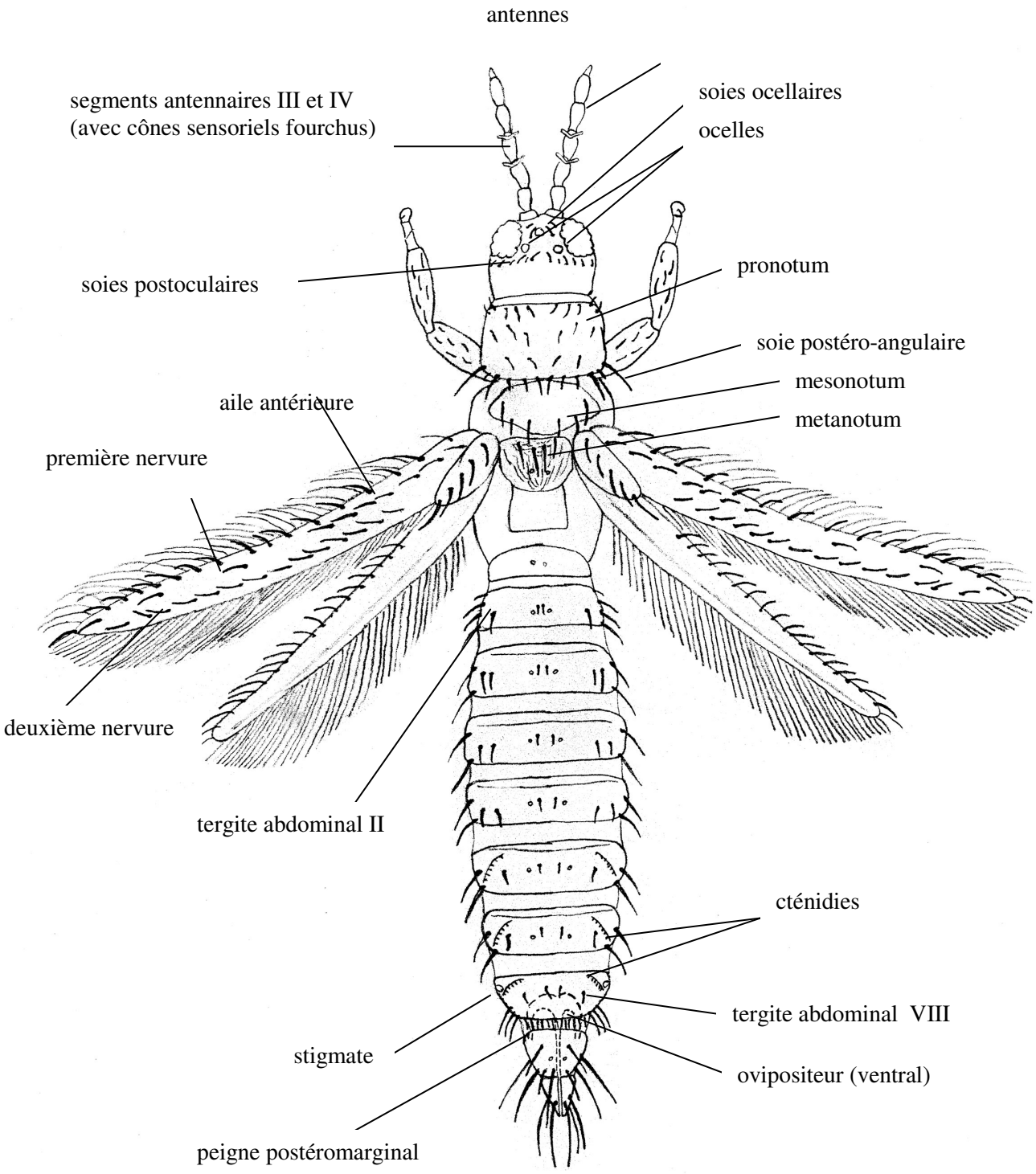
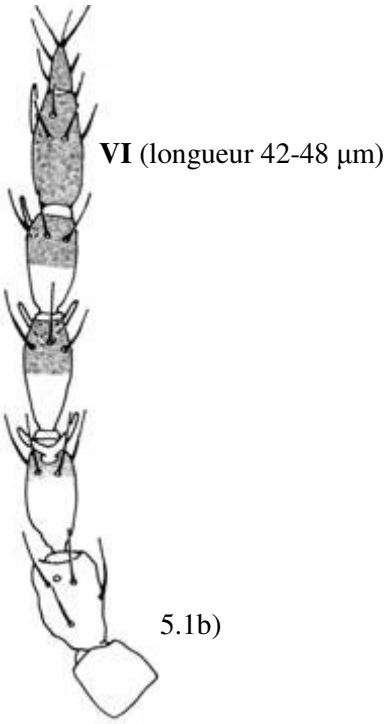
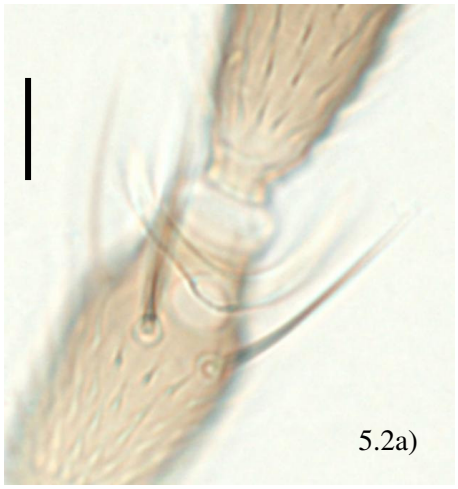


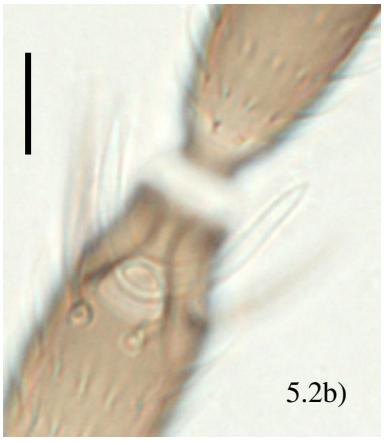
Figure 4: Emplacement des caractères généraux de *Thrips* (femelle - vue dorsale)

Figure 5 (5.1 à 5.12). Caractères de *Thrips palmi* (photos: G. Vierbergen, PPS, Pays-Bas; illustration de S. Kobro, Norwegian Crop Protection Institute, Norvège)

Fig. 5.1a), b): Antenne: sept segments (barre d'échelle: 100 µm)







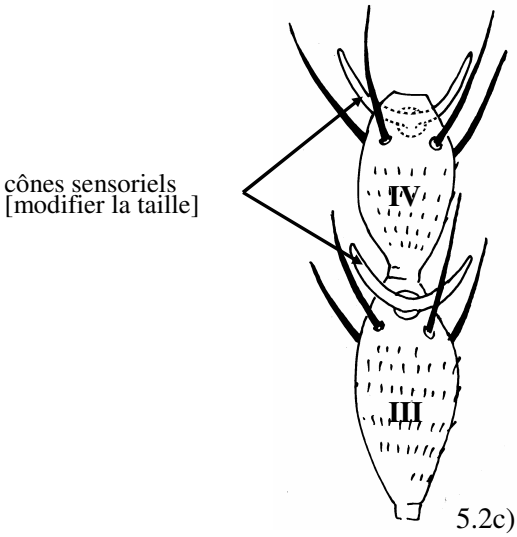
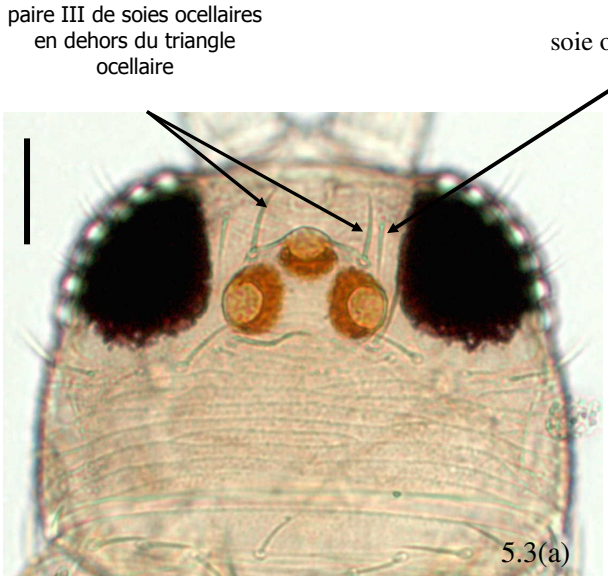


Fig. 5.2a)-c): Antenne, cônes sensoriels fourchus; **a)** segment III, vue dorsale; **b)** segment IV, vue ventrale; **c)** segments III et IV, vue dorsale (barres d'échelle: 10 µm)

Fig. 5 *suite.*



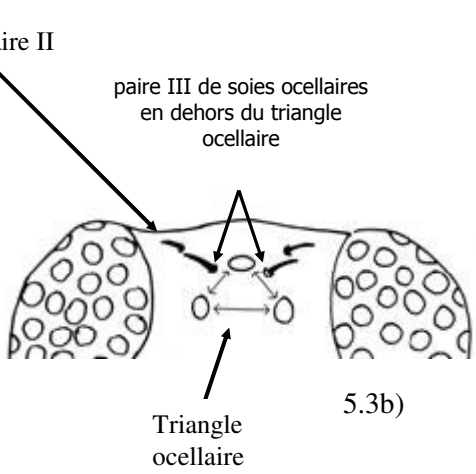
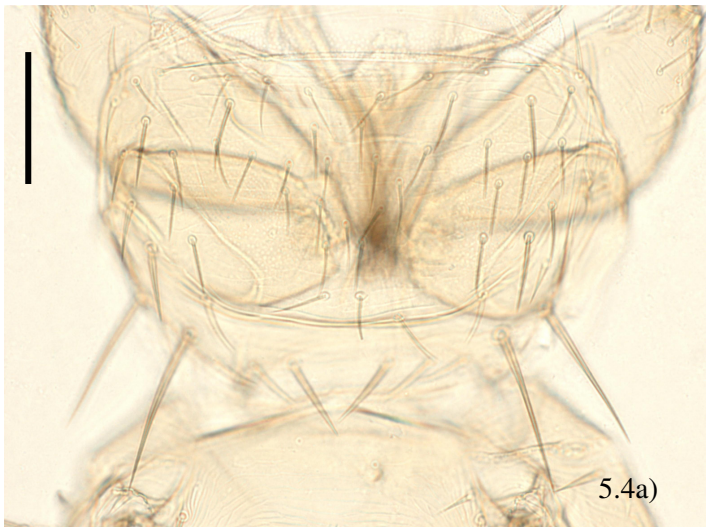


Fig. 5.3a), b): Tête: pourvue de deux paires de soies ocellaires (paire I absente). Paire III de soies ocellaires située en dehors du triangle ocellaire (barre d'échelle: 30 µm)



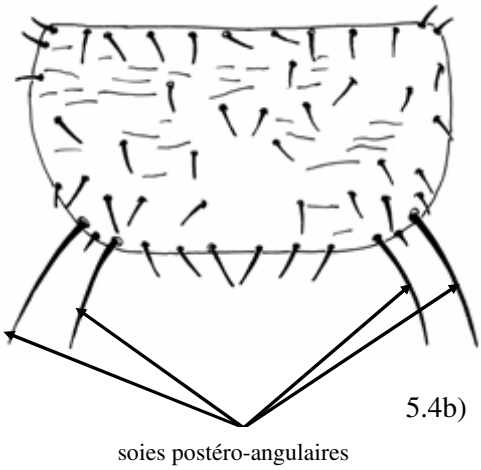


Fig. 5.4a), b): Pronotum: deux paires de soies postéro-angulaires (barre d'échelle = 50 µm)

Fig. 5 *suite*

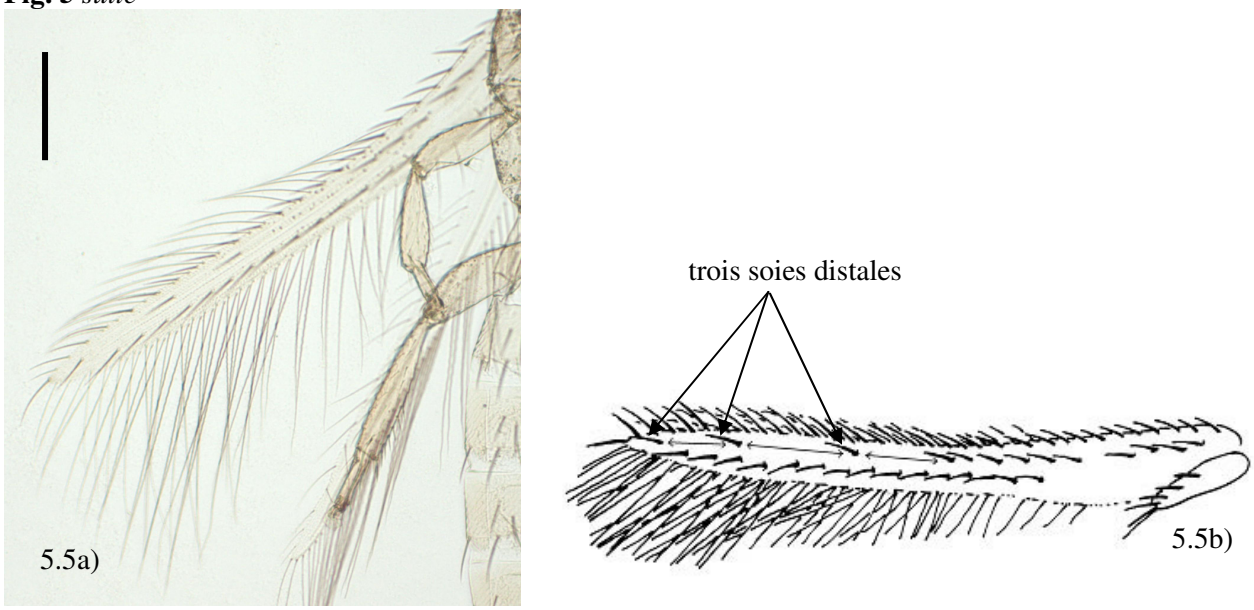
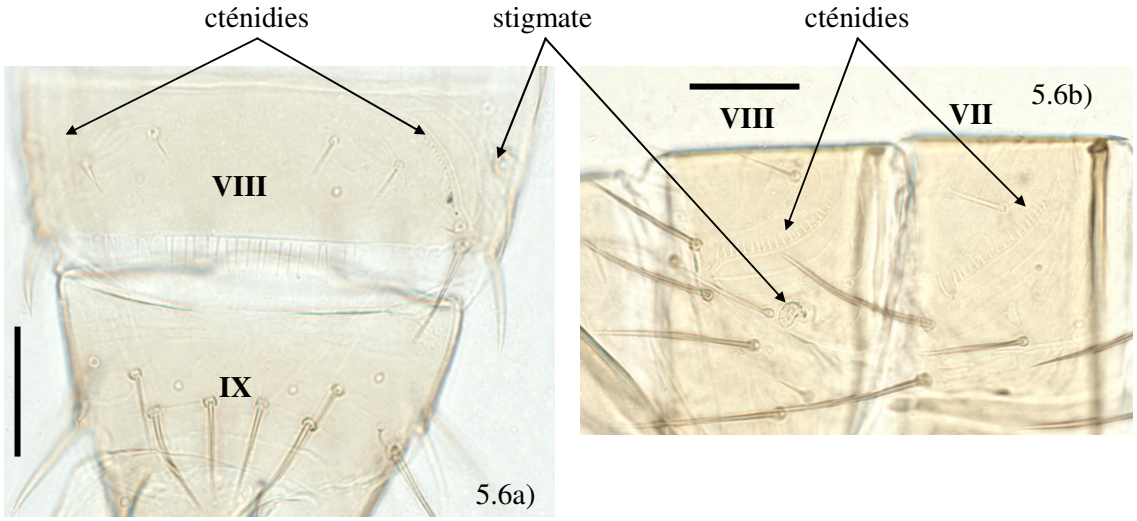


Fig. 5.5a), b): Aile antérieure: première nervure – trois soies; interruptions dans la moitié distale (barre d'échelle: 100 µm)



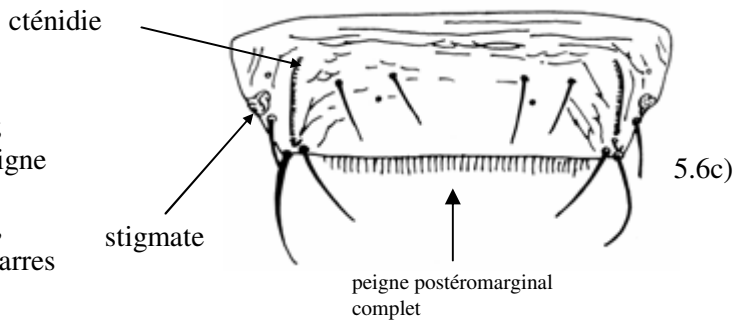
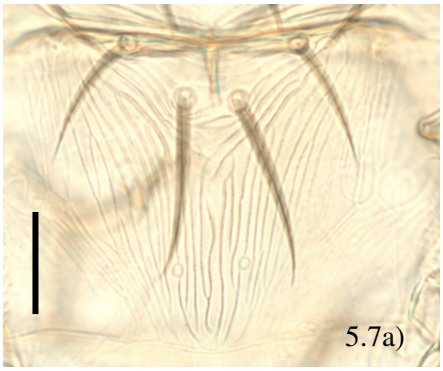
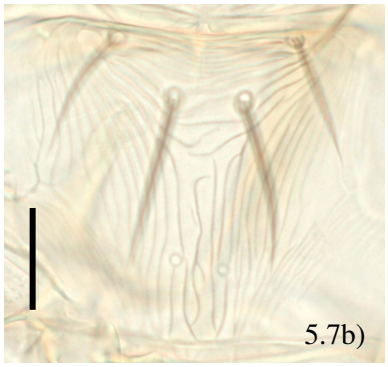
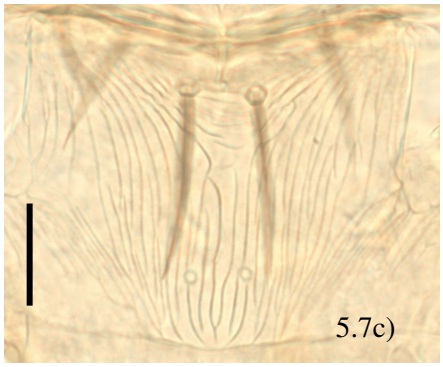


Fig. 5.6a)–c): Tergite abdominal VIII: cténidies en position postéromésiale aux stigmates; peigne postéromarginal complet; **a)** mâle, tergites VIII et IX, vue dorsale, peigne complet dans la partie médiane; **b)** femelle, tergites VII et VIII, vue latérale; **c)** femelle, tergite VIII, vue dorsale, peigne complet (barres d'échelle: 30 µm)

Fig. 5 *suite.*







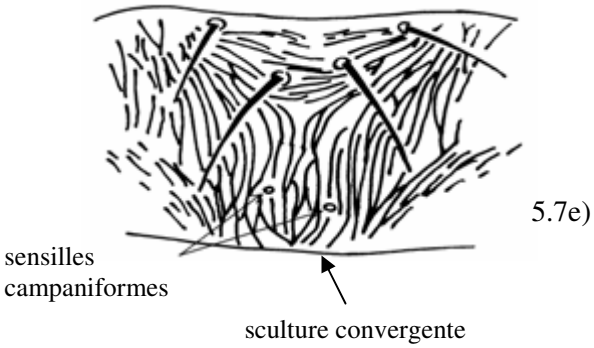
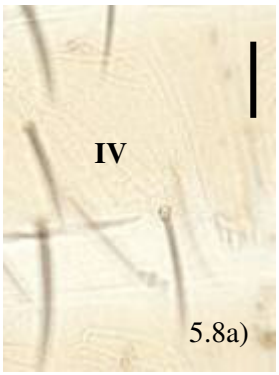
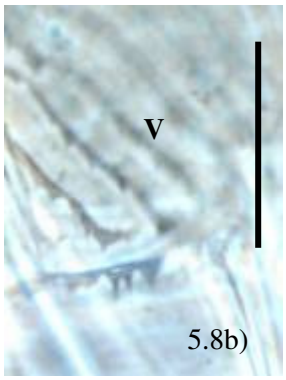


Fig. 5.7a)–e): Metanotum, différentes sculptures; sensilles campaniformes (barres d'échelle: 20 µm)

Fig. 5.8a)–c): Pleurotergites abdominaux IV et V, microtriches ciliés et soies discales absentes; **a)** fond clair; **b)** contraste de phase; **c)** tergite complet (barres d'échelle: 20 µm)





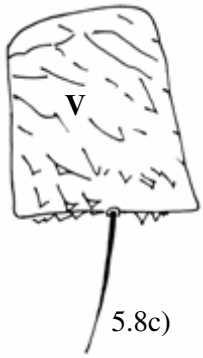
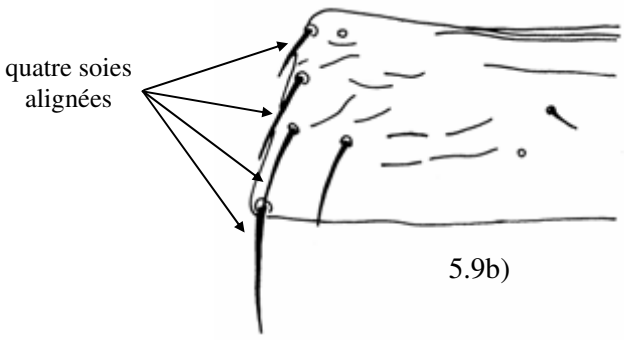
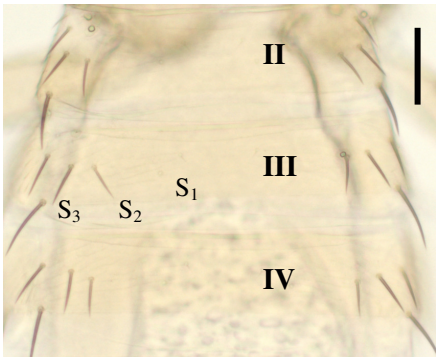
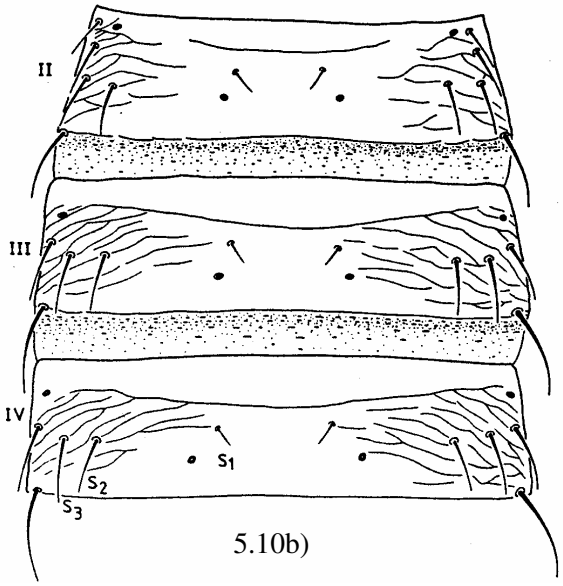


Fig. 5.9a), b): Tergite abdominal II, quatre soies marginales latérales (barre d'échelle: 20 µm)



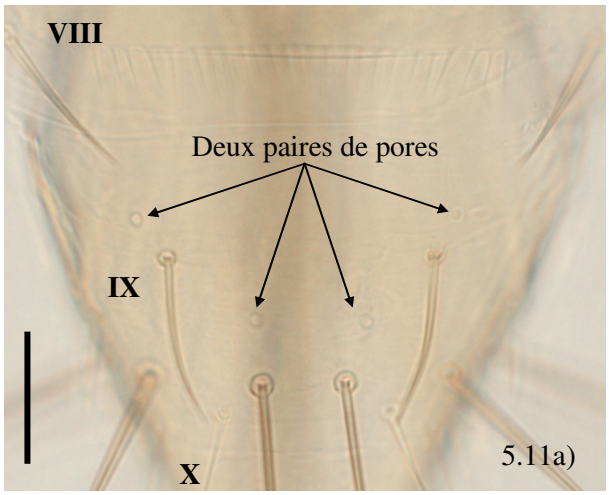


5.10a)

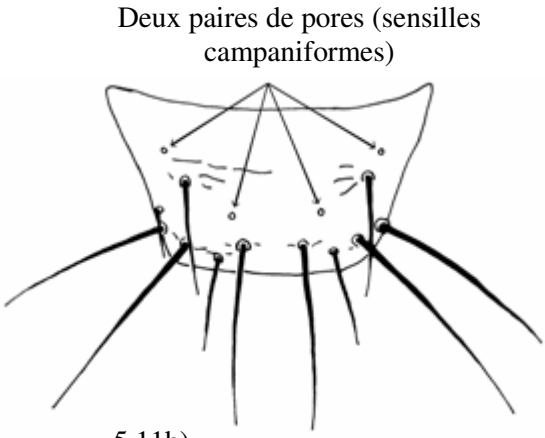


5.10b)

Fig. 5.10a), b): Tergites II–IV, femelle, soies S2 environ de la même taille que les soies S3 (5.10b d'après zur Strassen, 1989) (barre d'échelle: 50 µm)

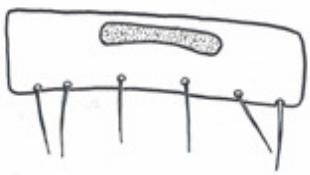


5.11a)

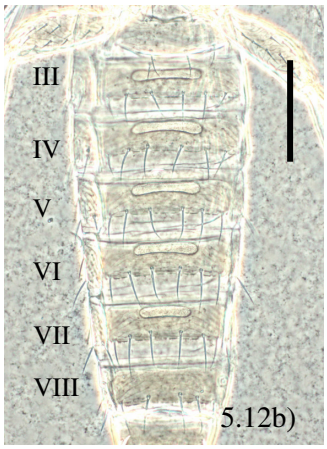


5.11b)

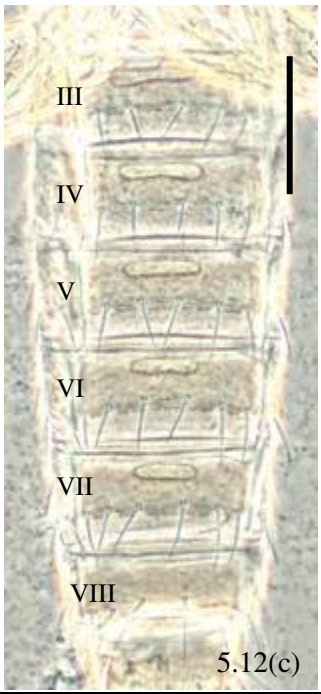
Fig. 5.11a), b): Tergite abdominal IX (vue dorsale), deux paires de sensilles campaniformes (barre d'échelle: 30 µm)



5.12a)



5.12b)



5.12(c)

Fig. 5.12a)–c): Aires glandulaires du mâle (montrant des variations); **a)** sternite V; **b)-c)** sternites III–VIII, contraste de phase (barres d'échelle: 100 µm)

4.2 Analyses moléculaires pour l'identification de *Thrips palmi*

Quatre analyses moléculaires, qui ont été publiées et dont la description est donnée ci-dessous, peuvent être utilisées pour appuyer l'identification morphologique de *T. palmi*. La spécificité de chaque épreuve biologique est également indiquée, avec mention des espèces de thrips utilisées pour évaluer ces biotests et de l'usage pour lequel ils ont été conçus à l'origine. Il existe également un système d'identification sur CD-ROM contenant des données moléculaires pour un certain nombre d'espèces de thrips (Moritz et autres, 2004). Compte tenu des limitations spécifiques des méthodes moléculaires, un résultat négatif à l'issue d'un test moléculaire n'exclut pas la possibilité d'une identification positive avec les méthodes morphologiques.

Dans le présent protocole, les méthodes (y compris les références aux marques déposées) sont décrites telles que publiées puisqu'elles définissaient le degré de sensibilité, spécificité et/ou reproductibilité obtenu à l'origine.

Exigences en matière de groupes témoins

L'utilisation de groupes appropriés est essentielle pour toutes les méthodes moléculaires; un extrait positif validé pour *T. palmi* doit être utilisé comme échantillon additionnel pour s'assurer que l'amplification a été réussie. L'amplification par PCR en temps réel ou PCR-RFLP, doit aussi être effectuée sur un échantillon sans extrait d'ADN. Ce témoin négatif indique la possibilité d'une contamination des réactifs et de faux positifs.

Extraction de l'ADN

L'ADN peut être extrait d'un œuf, d'un adulte, d'une nymphe ou d'une larve. Pour chacune des analyses décrites ci-dessous, il convient de se reporter à la communication originale concernant la technique spécifique d'extraction de l'ADN. Les laboratoires peuvent être tout aussi satisfaits par l'utilisation d'autres techniques d'extraction.

L'extraction de l'ADN peut se faire au moyen de méthodes appropriées pour les insectes. Par exemple:

- Les thrips peuvent être broyés à l'aide d'un micropilon dans du tampon de lyse contenu dans un microtube, et l'homogénat passé dans un kit d'extraction à base de proteinase-K selon les instructions du fabricant.
- Une autre solution peut être de broyer un thrips dans 50 µl d'eau sans nucléase avant d'ajouter 50 µl d'un mélange 1:1 (1 volume pour 1 volume) de résine Chelex 100 et d'eau sans nucléase, chauffé à 95°C pendant 5 min puis centrifugé à 11 000 g pendant 5 min. Le surnageant est transféré dans un nouveau microtube et conservé à −20°C.

Plusieurs communications récentes ont décrit des techniques non destructives d'extraction de l'ADN de thrips. Leur avantage est qu'une fois l'extraction achevée, il est possible de récupérer le spécimen traité pour le montage sur lames (voir Rugman-Jones *et al*., 2006; Mound et Morris, 2007).

4.2.1 Analyse PCR en temps réel à partir d'une séquence par marqueur SCAR pour *Thrips palmi*

Cette analyse de Walsh et autres (2005) a été conçue comme une analyse spécifique pour *T. palmi* pour utilisation par les autorités phytosanitaires d'Angleterre et du Pays de Galles. Elle a été contrôlée par rapport à 21 autres espèces de Thysanoptera, dont dix appartenant au genre *Thrips* (*T. flavus*, *T. major* Uzel, *T. minutissimus* L., *T. nigropilosus*, *T. sambuci* Heeger, *T. tabaci*, *T. trehernei* Priesner *ou T. physapus* L., *T. urticae*, *T. validus* Uzel, *T. vulgatissimus* Haliday). Il s'agissait principalement, mais non exclusivement, d'espèces européennes.

Méthodologie

Les amorces PCR et la sonde TaqMan spécifiques de *T. palmi* utilisées dans cette analyse ont été les suivantes:

Amorce PCR: P4E8-362F (5′-CCGACAAAATCGGTCTCATGA-3′)
Amorce PCR: P4E8-439R (5′-GAAAAGTCTCAGGTACAACCCAGTTC-3′)
Sonde TaqMan: P4E8-385T (FAM 5′-AGACGGATTGACTTAGACGGGAACGGTT-3′ TAMRA).

Les réactions PCR en temps réel ont été établies à l'aide du TaqMan PCR core reagent kit (Applied Biosystems)[1], avec 1µl (10–20 ng) d'extrait d'ADN, 7,5 pmol de chaque amorce et 2,5 pmol de sonde dans un volume total de 25µl. Les plaques ont alors été soumises aux cycles dans des conditions génériques (10 min à 95°C et 40 cycles d'1 min à 60°C, 15 s à 95°C) soit sur ABI Prism 7700 ou sur ABI 7900HT Sequence Detection Systems (Applied Biosystems)[2], avec collecte de données en temps réel. Des valeurs Ct inférieures à 40 indiquent la présence d'ADN de *T. palmi*.

4.2.2 Analyse PCR en temps réel à partir d'une séquence COI pour *Thrips palmi*

Cette analyse de Kox et autres (2005) a été conçue comme une analyse spécifique pour *T. palmi* pour utilisation par les autorités phytosanitaires des Pays-Bas. Elle a été contrôlée par rapport à 23 autres espèces de thrips, dont 11 appartenant au genre *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*). Il s'agissait principalement, mais non exclusivement, d'espèces européennes.

Méthodologie

Les amorces PCR et la sonde TaqMan spécifiques de *T. palmi* utilisées dans cette analyse ont été les suivantes:

Amorce PCR: Tpalmi 139F* (5′-TCA TGC TGG AAT TTC AGT AGA TTT AAC-3′)
Amorce PCR: Tpalmi 286R* (5′-TCA CAC RAA TAA TCT TAG TTT TTC TCT TG-3′)
Sonde TaqMan: TpP (6-FAM 5′-TAG CTG GGG TAT CCT CAA-3′ MGB)
* Les amorces ont été corrigées pour plus de sensibilité depuis la première publication.

(Les séquences COI qui diffèrent dans l'analyse effectuée au moyen de la sonde TaqMan ont été déposées sur GenBanck pour plusieurs spécimens provenant d'Inde, identifiés comme *T. palmi* sur la base de leur morphologie (Asokan *et al*., 2007). Sur ces séquences, l'analyse n'a pas donné de résultat positif. La signification taxonomique ou phylogénétique de cette différenciation demeure obscure.)

Le mélange réactif de 25 µl contenait: 12,5 µl de Taqman Universal master mix 2x (Applied Biosystems)[3], 0,9 µM de chaque amorce, 0,1 µM de sonde Taqman, 1,0 µl d'ADN. La PCR en temps réel a été effectuée soit dans ABI Prism 7700 soit dans 7900 Sequence Detection Systems (Applied Biosystems)[4], dans les conditions suivantes: 10 min à 95°C; puis 40 cycles de 1 min à 60°C et 15 s à 94°C. Des valeurs Ct inférieures à 40 indiquent la présence d'ADN de *T. palmi*.

4.2.3 Analyse PCR-RFLP à partir d'une séquence ITS2 pour neuf espèces de thrips, dont *Thrips palmi*

Cette analyse (Toda et Komazaki, 2002) a été conçue pour neuf espèces distinctes de thrips, dont *T. palmi*, présentes dans les arbres fruitiers au Japon: *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] L'utilisation du TaqMan PCR core reagent kit et du ABI Prism 7700 ou ABI 7900HT Sequence Detection Systems de la marque Applied Biosystems dans ce protocole de diagnostic n'implique aucune approbation particulière et n'exclut pas l'utilisation d'autres produits ou matériels appropriés. Ces informations sont données aux utilisateurs du présent protocole pour des raisons de commodité; la CMP ne recommande aucun de ces produits chimiques, réactifs et/ou équipement en particulier. Des produits équivalents peuvent être utilisés dans la mesure où ils conduisent aux mêmes résultats.

[3,4] L'utilisation du Taqman Universal master mix 2x et du ABI Prism 7700 ou ABI 7900HT Sequence Detection Systems de la marque Applied Biosystems dans ce protocole de diagnostic n'implique aucune approbation particulière et n'exclut pas l'utilisation d'autres produits ou matériels appropriés. Ces informations sont données aux utilisateurs du présent protocole pour des raisons de commodité; la CMP ne recommande aucun de ces produits chimiques, réactifs et/ou équipement en particulier. Des produits équivalents peuvent être utilisés dans la mesure où ils conduisent aux mêmes résultats.

Méthodologie

Les amorces PCR (situées dans les régions 5.8 S et 28 S à proximité de la région ITS2 de l'ADN ribosomal) utilisées dans cette analyse sont les suivantes:

5′-TGTGAACTGCAGGACACATGA-3′
5′-GGTAATCTCACCTGAACTGAGGTC-3′.

T. palmi génère un produit PCR de 588 paires bases (pb) (des fragments plus longs ou plus courts ont été produits à partir d'autres espèces). Le mélange réactif de 20 µl était ainsi composé: 1 µM de chaque amorce, 250 µM de dNTPs, 1 unité d'ADN polymérase AmpliTaq Gold (Applied Biosystems)[5], 2 µl de tampon de réaction 10 x [avec 25 mM $MgCl_2$], 0,5 µl d'ADN. La PCR est effectuée dans un thermocycleur 9600 DNA (Applied Biosytems)[6] dans les conditions suivantes: 9 min à 95°C, 35 cycles de 1 min à 94°C, 30 s à 50°C, et 1 min à 72°C, suivi d'une prolongation finale de 7 min à 72°C et d'un refroidissement rapide à température ambiante. Les produits PCR ont été analysés par électrophorèse en gel d'agarose.

5 µl de produit PCR (sans purification) ont été digérés avec l'enzyme *Rsa*I conformément aux instructions du fabricant. Les produits PCR digérés ont été séparés par électrophorèse en gel d'agarose à 2,0%.

Les fragments de restriction produits par *T. palmi* lorsque le fragment ITS2 est digéré par *Rsa*I, ont les longueurs suivantes: 371, 98, 61 et 58 pb.

4.2.4 Analyse PCR-RFLP à partir d'une séquence COI pour dix espèces de thrips, dont *Thrips palmi*

Cette analyse de Brunner et autres (2002) a été conçue pour dix espèces nuisibles distinctes de thrips, dont *T. palmi*, présentes principalement, mais non exclusivement, en Europe: *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*.

Méthodologie

Les amorces PCR (situées dans la séquence du gène mitochondrial COI) utilisées dans cette analyse sont les suivantes:

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

Ces amorces amplifient un fragment de 433-pb dans toutes les espèces distinguées par cette analyse. Le mélange réactif de 50 µl était ainsi composé: 0,76 µM de chaque amorce, 200 µM de dNTPs, 1 unité d'ADN polymérase Taq, 5 µl de tampon de réaction 10 X [avec 15 mM $MgCl_2$], 1µl d'ADN. La PCR a été effectuée dans un thermocycleur normalisé dans les conditions suivantes: 1 min à 94°C, 40 cycles de 15 s à 94°C, 30 s à 55°C, et 45 s à 72°C, suivi d'une prolongation finale de 10 min à 72°C et d'un refroidissement rapide à température ambiante. Pour mesurer la longueur du fragment produit après amplification, 5 µl des produits PCR ont été analysés par électrophorèse en gel d'agarose à 1,0-2,0%.

5 µl de produit PCR (sans purification) sont digérés avec les enzymes *Alu*I et *Sau*3AI en réactions distinctes conformément aux instructions du fabricant. Les produits PCR digérés sont séparés par électrophorèse en gel d'agarose.

Les fragments de restriction produits par *T. palmi* lorsque le fragment COI est digéré par *Alu*I et *Sau*3AI, ont les longueurs suivantes:

[5,6] L'utilisation d'ADN polymérase AmpliTaq Gold et d'un thermocycleur 9600 DNA de la marque Applied Biosystems dans ce protocole de diagnostic n'implique aucune approbation particulière et n'exclut pas l'utilisation d'autres produits ou matériels appropriés. Ces informations sont données aux utilisateurs du présent protocole pour des raisons de commodité; la CMP ne recommande aucun de ces produits chimiques, réactifs et/ou équipement en particulier. Des produits équivalents peuvent être utilisés dans la mesure où ils conduisent aux mêmes résultats.

*Alu*I: 291 et 194 pb
*Sau*3AI: 293, 104, 70 et 18 pb.

5. Données à conserver

Les données et les preuves devraient être conservées conformément aux indications de la section 2.5 de la Norme NIMP 27:2006.

Dans le cas où d'autres parties contractantes peuvent subir les conséquences négatives de la diagnose, les données et les preuves (en particulier, spécimens conservés ou montés sur lame, photographies des structures taxonomiques spécifiques, extraits d'ADN et photographies de gels, selon le cas) doivent être conservées pendant au moins un an.

6. Points de contact pour tout complément d'informations

Entomology Section, National Reference Laboratory, Plant Protection Service, P.O. Box 9102, 6700 HC Wageningen, Pays-Bas. Téléphone: +31 317 496824; Adresse électronique: g.vierbergen@minlnv.nl; fax: +31 317 423977.

Pest and Disease Identification Team, The Food and Environment Research Agency, Sand Hutton, York YO41 1LZ, Royaume-Uni. Téléphone: +44 1904 462215; Adresse électronique: dom.collins@fera.gsi.gov.uk; fax: +44 1904 462111.

Area Entomología, Departamento Laboratorios Biológicos, Dirección General de Servicios Agrícolas, MGAP, Av. Millán 4703, C. P. 12900, Montevideo, Uruguay. Téléphone: +598 2304 3992; Adresse électronique: ifrioni@mgap.gub.uy; Télécopie: +598 2304 3992.

7. Remerciements

La première ébauche du présent protocole a été rédigée par D.W. Collins, Pest and Disease Identification Programme, The Food and Environment Research Agency, Sand Hutton, York, YO41 1LZ, Royaume-Uni; G. Vierbergen et L.F.F. Kox, Plant Protection Service, Section of Entomology, Wageningen, Pays-Bas; et N.C. Vaccaro, Sección Entomología, INTA-EEA Concordia, Argentine. Les illustrations de la figure 2 sont de S. Kobro, Norwegian Crop Protection Institute, Norvège.

8. Références

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 (OEPP). 2008. URL: http://www.eppo.org/. Consultée le 17 juin 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, CAB International. 1425 pp.

Kox, L.F.F., van den Beld, H.E., Zjilstra 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. 70 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-galling 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. Consultée le 18 oct 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.

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.