



Organisation des Nations Unies
pour l'alimentation
et l'agriculture



Convention internationale pour la protection des végétaux
Protéger les ressources végétales contre les organismes nuisibles

NORMES INTERNATIONALES POUR LES MESURES PHYTOSANITAIRES 27

PROTOCOLES DE DIAGNOSTIC

NIMP 27
ANNEXE 9

FRE

PD 9: Genre *Anastrepha* Schiner

Produit par le Secrétariat de la Convention internationale
pour la protection des végétaux (CIPV)

Cette page est intentionnellement laissée vierge

NIMP 27

Protocoles de diagnostic pour les organismes nuisibles réglementés

PD 9: Genre *Anastrepha* Schiner

Adopté 2015; publié 2015

Table des matières

1.	Information sur les organismes nuisibles	1
2.	Données taxonomiques.....	3
3.	Détection.....	3
3.1	Inspection des fruits	4
3.2	Inspection des pièges.....	4
4.	Identification.....	4
4.1	Préparation des adultes pour l'identification.....	5
4.1.1	Élevage des larves pour obtenir des adultes.....	5
4.1.2	Préparation des adultes pour l'examen microscopique	5
4.2	Préparation des larves pour l'identification.....	6
4.2.1	Manipulation de l'échantillon biologique	6
4.2.2	Préparation des larves pour l'examen microscopique.....	6
4.3	Identification morphologique des adultes	7
4.3.1	Identification du genre <i>Anastrepha</i> Loew	7
4.3.2	Clé d'identification des adultes des principales espèces d'importance économique appartenant au genre <i>Anastrepha</i>	8
4.4	Identification morphologique des larves de troisième stade	9
4.4.1	Clé d'identification des larves de troisième stade des principaux genres de la famille des Tephritidae d'importance économique sur le continent américain	9
4.4.2	Clé d'identification des larves de troisième stade des principales espèces d'importance économique appartenant au genre <i>Anastrepha</i>	10
5.	Données à conserver.....	16
6.	Points de contact pour tout complément d'informations	17
7.	Remerciements	17
8.	Références	18
9.	Figures	21

1. Information sur les organismes nuisibles

La famille Tephritidae comprend environ 4 450 espèces réparties dans quelque 500 genres (Norrbon *et al.*, 1999a, 1999b; Norrbom, 2004b) (ce chiffre s'élevait à environ 4 700 espèces en 2014 (A.L. Norrbom, communication personnelle, 2014)). Les Tephritidae sont disséminées dans les régions tempérées, tropicales et subtropicales du monde entier. *Anastrepha* Schiner (Tephritidae:

Toxotrypanini) est le principal genre de Tephritidae sur le continent américain, et comprend plus de 250 espèces présentes du sud des États-Unis (Texas et Floride) au nord de l'Argentine (Hernández-Ortiz, 1992; Foote *et al.*, 1993; Hernández-Ortiz et Aluja, 1993; Norrbom, 2004b; Norrbom *et al.*, 2012). Au moins sept espèces d'*Anastrepha* sont considérées comme des organismes nuisibles majeurs sur le plan économique car elles s'attaquent à des fruits cultivés (par exemple les mangues et les agrumes) ainsi que de leur large gamme de plantes hôtes. Ces sept espèces sont *A. fraterculus* (Wiedemann); *A. grandis* (Macquart); *A. ludens* (Loew); *A. obliqua* (Macquart); *A. serpentina* (Wiedemann); *A. striata* Schiner; et *A. suspensa* (Loew). Il est établi que *A. fraterculus* (Wiedemann) est un complexe d'espèces cryptiques (Hernández-Ortiz *et al.*, 2004, 2012; Selivon *et al.*, 2004, 2005; Vera *et al.*, 2006, Cáceres *et al.*, 2009). Le présent protocole de diagnose pour *Anastrepha* porte sur l'identification morphologique du genre et des espèces d'importance économique majeure. Pour obtenir de plus amples informations sur les espèces de Tephritidae, voir Norrbom (2010).

La durée du cycle de vie des Tephritidae varie d'une espèce à l'autre, ainsi qu'en fonction des conditions environnementales et climatiques (Basso, 2003). La femelle d'*Anastrepha* dépose ses œufs dans les fruits. Le nombre d'œufs par fruit est variable, et dépend principalement des caractéristiques du fruit hôte, par exemple sa taille ou sa maturité (Malavasi *et al.*, 1983); toutefois la quantité d'œufs pondus semble également limitée de façon innée pour chaque espèce (Aluja *et al.*, 1999). Après plusieurs jours, les œufs déposés éclosent et les larves apparaissent. Les larves se nourrissent généralement de la pulpe des fruits. Dans certains cas néanmoins, elles se nourrissent également, voire exclusivement, des graines du fruit. En règle générale, les larves matures quittent le fruit pour former des pupes dans le sol, mais la pupaison a parfois lieu dans le fruit. Les adultes émergent habituellement après une pupaison de 16 à 25 jours, puis atteignent la maturité sexuelle après une période de 5 à 20 jours. Pendant cette étape de maturation, les mouches se nourrissent de sécrétions d'homoptères, de déjections d'oiseaux et du jus produit par les fruits mûrs (Prokopy et Roitberg, 1984).

La relation entre les espèces d'*Anastrepha* et leurs plantes hôtes est méconnue. On compte plus de 330 espèces hôtes issues de 48 familles; bon nombre d'entre elles ne sont documentées que pour quelques grandes espèces d'*Anastrepha* (Norrbom et Kim, 1988; Norrbom, 2004a), tandis que les plantes dont se nourrissent beaucoup d'autres espèces du même genre demeurent inconnues. En outre, la littérature actuelle comprend de nombreux signalements douteux ainsi que des infestations observées uniquement en laboratoire. Si l'on restreint la liste des plantes hôtes aux seules infestations naturelles, les hôtes ne sont connus que pour environ 39,8 pour cent des espèces d'*Anastrepha* (Hernández-Ortiz et Aluja, 1993).

L'introduction d'espèces exotiques cultivées comme *Mangifera indica* et *Citrus* spp. a permis à certaines espèces nuisibles d'*Anastrepha* de se disséminer au-delà de leurs zones d'origine et d'améliorer leur potentiel de reproduction. Cependant ces espèces affichent toujours une préférence marquée pour certaines plantes indigènes, ce qui fournit probablement une indication sur leurs relations avec les hôtes d'origine. À cet égard, les espèces *A. suspensa*, *A. fraterculus* et *A. striata* pondent essentiellement dans des hôtes appartenant à la famille des Myrtaceae, *A. ludens* dans les Rutaceae, *A. obliqua* dans les Anacardiaceae, *A. serpentina* dans les Sapotaceae et *A. grandis* dans les Cucurbitaceae (Norrbom, 2004a).

Parmi les plantes hôtes indigènes des zones tropicales américaines, il semble y avoir une association ancestrale entre ces organismes nuisibles et les essences qui produisent du latex, en particulier la famille Sapotaceae. Les fruits des Sapotaceae sont des hôtes courants des groupes d'espèces *dentata*, *leptozona*, *serpentina*, *daciformis*, *robusta* et *cryptostrepha*. Les fruits des Myrtaceae sont également des hôtes très importants. Il est attesté que pratiquement 26 espèces d'*Anastrepha*, dont la plupart appartiennent au complexe d'espèces *A. fraterculus*, se nourrissent des plantes de cette famille (Norrbom et Kim, 1988; Norrbom *et al.*, 1999c).

2. Données taxonomiques

Nom: *Anastrepha* Schiner, 1868

Synonymes: *Acrotoxa* Loew, 1873; *Pseudodacus* Hendel, 1914; *Phobema* Aldrich, 1925; *Lucumaphila* Stone, 1939

Classement taxonomique: Insecta: Diptera: Tephritidae, Trypetinae, Toxotrypanini

Noms communs: Voir Tableau 1.

Tableau 1. Noms communs et synonymes des espèces de mouches des fruits d'importance économique majeure appartenant au genre *Anastrepha*

Nom commun	Espèces d' <i>Anastrepha</i>	Synonymes
Mouche des fruits sud-américaine	Complexe d'espèces <i>Anastrepha fraterculus</i> (Wiedemann, 1830)	<i>Tephritis mellea</i> Walker, 1837
		<i>Trypeta unicolor</i> Loew, 1862
		<i>Anthomyia frutalis</i> Weyenbergh, 1874
		<i>Anastrepha fraterculus</i> var. <i>soluta</i> Bezzi, 1909
		<i>Anastrepha peruviana</i> Townsend, 1913
		<i>Anastrepha braziliensis</i> Greene, 1934
		<i>Anastrepha costarukmanii</i> Capoor, 1954
		<i>Anastrepha scholae</i> Capoor, 1955
		<i>Anastrepha pseudofraterculus</i> Capoor, 1955
		<i>Anastrepha lambayecae</i> Korytkowski et Ojeda, 1968
Mouche des fruits du melon	<i>Anastrepha grandis</i> (Macquart, 1846)	<i>Anastrepha schineri</i> Hendel, 1914
		<i>Anastrepha latifasciata</i> Hering, 1935
Mouche des fruits mexicaine	<i>Anastrepha ludens</i> (Loew, 1873)	<i>Anastrepha lathana</i> Stone, 1942
Mouche des Antilles des fruits	<i>Anastrepha obliqua</i> (Macquart, 1835)	<i>Anastrepha fraterculus</i> var. <i>mombinpraeoptans</i> Sein, 1933
		<i>Anastrepha fraterculus</i> var. <i>ligata</i> Lima, 1934
		<i>Anastrepha trinidadensis</i> Greene, 1934
Mouche de la sapote	<i>Anastrepha serpentina</i> (Wiedemann, 1830)	<i>Urophora vittithorax</i> Macquart, 1851
Mouche des fruits de la goyave	<i>Anastrepha striata</i> Schiner, 1868	<i>Dictya cancellaria</i> Fabricius, 1805 (voir Norrbom <i>et al.</i> , 1999b)
Mouche des fruits des Caraïbes	<i>Anastrepha suspensa</i> (Loew, 1862)	<i>Anastrepha unipuncta</i> Sein, 1933
		<i>Anastrepha longimacula</i> Greene, 1934

3. Détection

Les mouches des fruits peuvent être détectées par inspection sous forme de larves à l'intérieur des fruits et sous forme de pupes dans les conteneurs dans lesquels les fruits sont transportés, ou peuvent être capturées dans la nature au stade adulte au moyen de pièges.

3.1 Inspection des fruits

Les fruits infestés peuvent se trouver dans des lots importés ou exportés, dans des bagages, et même à bord d'avions ou de véhicules de transport terrestres. L'inspection vise les fruits qui présentent des zones molles, des tâches sombres, de la pourriture, des orifices ou des lésions qui pourraient résulter d'une oviposition ou de l'activité alimentaire de larves. Pour le repérage des piqûres laissées par les femelles lors de la ponte, l'examen visuel devrait être effectué au microscope par un expert. Si l'on constate la présence de trous de sortie des larves, il convient d'inspecter les conteneurs des fruits pour rechercher des pupes. Il est peu probable que des larves et des pupes des deuxième et troisième stades soient présentes lorsque les fruits sont récoltés et conditionnés non mûrs; cependant ces fruits peuvent contenir des œufs ou des larves de premier stade, plus difficiles à détecter. Il convient de couper et d'ouvrir les fruits potentiellement infestés qui présentent des piqûres caractéristiques de la ponte des mouches femelles afin de rechercher la présence d'œufs ou de larves. La détection ne peut être réussie sans un échantillonnage et un examen minutieux des fruits.

3.2 Inspection des pièges

L'appendice 1 de la NIMP 26 (*Établissement de zones exemptes de mouches des fruits (Tephritidae)*) fournit des indications sur le piégeage des mouches des fruits adultes dans les arbres des zones de production fruticole et des zones frontalières reposent sur l'utilisation de pièges McPhail contenant des appâts alimentaires ou des leurres de synthèse. Les appâts, souvent riches en ammonium, devraient être reconnues et approuvées sur le plan international (NIMP 26). Les méthodes spécifiques de déploiement des pièges et leur durée d'utilisation doivent respecter les réglementations phytosanitaires nationales.

4. Identification

La taxonomie du genre *Anastrepha* repose sur la morphologie externe de l'adulte et sur les caractéristiques des terminalia de la femelle (Stone, 1942; Hernández-Ortiz, 1992; Zucchi, 2000; Norrbom *et al.*, 2012). Dans la mesure où les caractéristiques morphologiques des stades immatures restent mal documentées pour la plupart des espèces d'*Anastrepha*, elles sont moins utiles que la morphologie des spécimens adultes pour identifier les espèces (White et Elson-Harris, 1992). La littérature scientifique fournit toutefois des indications sur les structures des œufs et sur les larves de troisième stade, ce qui peut contribuer au diagnostic pour certaines espèces (Steck et Wharton, 1988; Steck *et al.*, 1990; Frías *et al.*, 2006, 2008, 2009; Dutra *et al.*, 2011a, 2011b, 2012, 2013; Figueiredo *et al.*, 2011). Des clés d'identification sont disponibles pour les larves des sept espèces d'*Anastrepha* réputées avoir une importance économique majeure (section 1; liste du Tableau 1) (Steck *et al.*, 1990; Carroll *et al.*, 2004); il convient toutefois de les utiliser en tenant compte de leurs limites.

Si les larves de troisième stade de certaines espèces d'*Anastrepha* peuvent être distinguées en apparence (Berg, 1979; Steck et Wharton, 1988; Carroll et Wharton, 1989; Steck *et al.*, 1990; White et Elson-Harris, 1992; Carroll *et al.*, 2004; Frías *et al.*, 2006; Hernández-Ortiz *et al.*, 2010), pour la majorité des espèces décrites, les données disponibles s'appuient sur un échantillon très limité. Les études portant sur d'autres espèces très proches mais n'ayant pas encore été caractérisées peuvent également limiter la fiabilité de cette méthode. Ce sont donc des experts qui devraient effectuer ces diagnostics et évaluer l'ensemble des données disponibles. La méthode d'identification la plus fiable consiste à attendre que les larves parviennent à l'âge adulte.

On estime que plusieurs espèces nuisibles d'*Anastrepha* englobent de multiples espèces cryptiques (encore non décrites) qui ne peuvent être distinguées sur le plan morphologique ou dont la distinction requiert une analyse morphométrique (Hernández-Ortiz *et al.*, 2004, 2012).

Pour approfondir cette question, l'Agence internationale de l'énergie atomique (AIEA) a coordonné un projet de recherche international visant à décrire les espèces cryptiques du complexe d'espèces *A. fraterculus*. Dans le cadre de ce projet, on a analysé l'intérêt diagnostique de méthodes moléculaires au sein de ce genre. D'après les données disponibles, les méthodes telles que l'établissement d'un

code-barre ADN à partir du gène *cytochrome oxydase I* ne permettent pas d'identifier de manière fiable certaines espèces de diptères, dont plusieurs espèces nuisibles importantes (Will *et al.*, 2005; Meier *et al.*, 2006; Virgilio *et al.*, 2010; Lopes *et al.*, 2013). La méthode d'analyse fondée sur l'espaceur transcrit interne ITS1 a connu certains progrès (Sonvico *et al.*, 2004, entrée GenBank numéro AY686689). Ces données ont été associées à la caractérisation morphologique des spécimens, à une analyse du caryotype et à des études d'hybridation (Basso, 2003).

Par conséquent, les méthodes d'identification figurant dans le présent protocole de diagnostic reposent sur les caractéristiques morphologiques.

4.1 Préparation des adultes pour l'identification

4.1.1 Élevage des larves pour obtenir des adultes

Les fruits sont placés dans des cages recouvertes d'un tissu ou d'un filet à maille fine contenant à la base un milieu de pupaison stérile (par exemple de la vermiculite, du sable ou de la sciure humide). Quand les larves émergent des fruits, elles migrent vers le substrat de pupaison. Il est recommandé d'incuber chaque fruit séparément. L'examen de chaque échantillon et la collecte des pupes doivent avoir lieu quotidiennement. Les pupes sont placées dans des récipients contenant le milieu de pupaison qui sont ensuite fermés avec un couvercle bien ajusté permettant une bonne ventilation. Quand les adultes émergent, il faut les maintenir en vie pendant 48 à 72 heures pour s'assurer que le tégument et les ailes acquièrent la rigidité et la coloration caractéristique de leur espèce. Les spécimens adultes sont ensuite tués et conservés dans de l'éthanol à 70 % (ou de l'éthanol à 96 % pour les études moléculaires (ADN)), ou tués avec de l'acétate d'éthyle ou un autre agent avant d'être montés sur épingles. Dans le cas des mouches femelles, il est utile, immédiatement après la mort du spécimen (avant qu'il ne se rigidifie), de serrer délicatement la partie apicale du préabdomen à l'aide de pinces puis de faire pression sur la base et l'apex de l'oviscape de manière à exposer l'extrémité de l'aculeus (permettant ainsi d'éviter une dissection).

4.1.2 Préparation des adultes pour l'examen microscopique

Aux fins de l'identification des espèces aux stades adultes, le spécimen devrait être conservé dans son intégralité, que ce soit sous forme sèche (spécimen épinglé) ou dans de l'éthanol à 70 %. L'examen des ailes et de l'aculeus est particulièrement important. L'examen de l'aculeus doit être effectué avec un grossissement de facteur 400, environ. L'aile et l'aculeus de chaque spécimen peuvent être montés sous deux lamelles différentes sur une même lame. La dissection et le montage devraient être réalisés exclusivement par un opérateur expérimenté. La dissection des terminalia des femelles chez *Anastrepha* est délicate, et les parties utiles sont facilement endommagées.

4.1.2.1 Aculeus

Il est préférable de sectionner la totalité de l'abdomen de la femelle pour disséquer l'oviscape (syntergosternite 7), la membrane dévaginable et l'aculeus. L'emploi de ciseaux de dissection fins est recommandé pour extraire l'abdomen des spécimens conservés à sec (épinglés). Il est nécessaire de vider l'abdomen. À cet effet, l'abdomen peut être plongé dans une solution à 10 % d'hydroxyde de sodium (NaOH) ou d'hydroxyde de potassium (KOH); cette solution est ensuite chauffée dans un bain-marie à ébullition pendant 10 à 15 minutes; la structure est rincée à l'eau distillée, et son contenu est retiré avec des pinces à disséquer sous stéréomicroscope. L'aculeus et la membrane dévaginable devraient être exposés. À ce stade, il est possible d'examiner l'aculeus directement au microscope dans une ou deux gouttes de glycérine. Ensuite, la structure peut être transférée dans un microflacon avec la glycérine et épinglée sous le spécimen monté sec correspondant. Pour obtenir des lames permanentes, veuillez procéder comme indiqué à la section 4.1.2. Le montage permanent de l'aculeus en position ventrale empêche d'observer certaines caractéristiques mieux visibles en vue latérale, c'est pourquoi il est souvent préférable de conserver ces structures dans des microflacons remplis de glycérine.

4.1.2.2 Ailes

Les caractéristiques des ailes sont habituellement observables sans montage, si bien qu'en règle générale, il n'est pas recommandé de monter les spécimens. Le montage peut s'avérer nécessaire pour les études morphométriques, mais il ne l'est pas pour l'observation des caractéristiques des clés d'identification visées par la section 4.3.2. Si des montages permanents sont réalisés, il est recommandé de couper une des ailes à la base (de préférence l'aile droite, car cela facilite la comparaison avec les images disponibles dans la littérature et dans le présent protocole de diagnostic).

4.2 Préparation des larves pour l'identification

4.2.1 Manipulation de l'échantillon biologique

Comme il est noté dans la section 4, l'observation des caractéristiques de l'adulte peut s'avérer nécessaire pour confirmer l'identification. En cas de détection de stades immatures, il est recommandé de conserver quelques larves pour un examen morphologique en les plongeant dans de l'eau chaude (section 4.2.2) puis en les conservant dans de l'éthanol à 70 %. Les larves et les pupes restantes sont maintenues en vie jusqu'à l'obtention de spécimens adultes aux fins de l'identification (section 4.1.1).

L'examen morphologique des larves (section 4.2.2) peut être effectué avec un stéréomicroscope sur des larves non montées, un microscope composé sur des larves montées sur lame ou un microscope électronique à balayage (MEB) sur des larves séchées au point critique. Le montage sur lame des larves peut empêcher une analyse ultérieure de certaines caractéristiques morphologiques. Il permet en revanche d'examiner la morphologie externe (par exemple les stigmates respiratoires antérieurs et postérieurs, les sillons oraux) ainsi que les structures internes comme le squelette céphalo-pharyngien (Figures 21-44) à l'aide d'un microscope optique équipé d'objectifs à grossissement 20x, 40x ou plus. L'observation détaillée à haute résolution de la morphologie externe des larves n'est toutefois possible qu'avec un MEB (Figures 45-61). Il n'est donc pas recommandé de monter sur lame la totalité des spécimens d'un échantillon, ou la seule larve disponible pour la diagnose; les larves non montées devraient être conservées pour une analyse ultérieure.

4.2.2 Préparation des larves pour l'examen microscopique

Aux fins de l'examen, les spécimens doivent être traités à l'eau chaude; les larves peuvent pour ce faire être plongées vivantes dans une eau à environ 65 °C pendant 2 à 4 min. Elles sont ensuite refroidies à température ambiante puis immergées dans de l'alcool à 50 % pendant 15 à 30 min. Les spécimens sont alors transférés dans des flacons hermétiques (15-25 ml) remplis d'alcool à 70 %. Il est conseillé de coller sur chaque flacon une étiquette comportant toutes les données relatives à l'échantillon. Ces échantillons sont prêts pour l'examen au stéréomicroscope ou peuvent servir ultérieurement à préparer des lames ou à un examen au MEB.

Pour préparer les spécimens au montage sur lame, il est nécessaire de les vider (nettoyer) intégralement de leur contenu afin de permettre l'observation du cuticule, de l'ouverture buccale, du squelette céphalo-pharyngien et des stigmates antérieurs ainsi que de la plaque spiraculaire postérieure et des lobes anaux. On peut réaliser ce nettoyage peut être réalisé en effectuant deux incisions transversales dans la larve, la première derrière la région céphalique et les stigmates antérieurs, la seconde avant le segment caudal. Il faut ensuite plonger la larve incisée dans un tube à essai contenant une solution à 10 % de NaOH ou de KOH, que l'on chauffera au bain-marie pendant 10 à 15 min. Le contenu peut alors être délicatement retiré du spécimen à l'aide de pinces et d'eau distillée sous stéréomicroscope (grossissement 45x ou plus).

Il est possible de monter des lames permanentes à l'aide de baume du Canada ou d'Euparal. Avant cela, il faut déshydrater les structures nettoyées en les plaçant successivement dans des solutions d'éthanol à 50, 75 et 100 % pendant 25 min. Pour le montage avec du baume du Canada, il convient de transférer les spécimens dans de l'huile de lavande pendant 15 min afin de les nettoyer, puis de les monter immédiatement sur une lame avec une ou deux gouttes de baume du Canada. Si le montage est réalisé avec de l'Euparal, il convient de retirer les structures devraient être retirées de l'éthanol à 100 % et de les plonger dans de l'huile de clou de girofle pendant une trentaine de minutes afin de les

nettoyer avant le montage. Dans les deux cas, il faut laisser les lames sécher pendant plusieurs jours (durée qui peut être réduite si l'on utilise un four); les lames peuvent néanmoins être examinées au microscope à faible grossissement immédiatement après le montage. Les lames devraient être étiquetées.

Pour un examen au MEB, les spécimens (conservés dans l'alcool) doivent préalablement être nettoyés dans leur flacon avec de l'eau distillée et une goutte de savon liquide servant de tensioactif. Ces spécimens devraient ensuite être rincés abondamment à l'eau distillée et déshydratés dans des bains d'éthanol successifs à 70, 80 et 95 %, puis dans trois bains d'éthanol absolu (15 min par bain). Les spécimens devraient enfin être séchés au point critique et enrobés d'un mélange or-palladium (Carroll et Wharton, 1989). D'autres sources proposent des techniques similaires (Frías *et al.*, 2006, 2008, 2009).

4.3 Identification morphologique des adultes

4.3.1 Identification du genre *Anastrepha* Loew

Adultes (Figure 1). Tête (Figure 2-A): Généralement jaune, deux à huit soies frontales et une à deux soies orbitales, la soie orbitale postérieure étant parfois absente; la soie ocellaire est typiquement très fine ou indiscernable; présence des soies postocellaires et des soies verticales latérale et médiane. Thorax (Figures 2-B, 3): Grosses soies du thorax généralement noires, brun-rouge ou orange, plus rarement jaune doré; scutum généralement jaune à orange, parfois en grande partie brun foncé ou présentant des bandes ou des points brun foncé ou noirs, toujours orné de deux à cinq bandes jaunes; le mésonotum porte les soies suivantes: une postpronotale, deux notopleurales, une présuturale supra-alaire, une postsuturale supra-alaire, une postalaire, une intra-alaire, une dorsocentrale, une acrostichale (rarement absente) et deux scutellaires.

Ailes (Figure 4): Présence d'une rupture subcostale; nervure transversale *R-M* située entre le milieu de la cellule discale (*dm*) et une position distale; cellule cubitale basale (*bcu*) avec extension postéroapicale bien développée; la nervure *M* est généralement distinctement recourbée vers l'avant sur la partie apicale (caractéristique prononcée chez toutes les espèces nuisibles) et ne rejoint pas perpendiculairement la costa. Motif alaire constitué de bandes colorées allant de l'orange au brun et formant le motif caractéristique suivant: bande costale en forme de C sur la partie basale de la marge costale, englobant toute la nervure *R₁*, la cellule subcostale et le ptérostigma; bande en forme de S partant de l'apex de la cellule *bcu*, traversant la cellule *dm* en englobant la nervure transversale *R-M* pour rejoindre la marge costale, qu'elle longe jusqu'à l'apex de l'aile; bande en forme de V inversé comprenant une branche proximale (bande subapicale) le long de la nervure *DM-Cu* et une branche distale (bande apicale postérieure) partant de la cellule *m*, les deux branches se rejoignant dans la cellule *r₄₊₅*; la branche distale est fréquemment incomplète voire absente. Le motif alaire caractéristique est modifié chez certaines espèces d'importance économique (voir clés d'identification des espèces à la section 4.3.2).

Terminalia du mâle (Figure 5): Large épandrium en vue latérale avec surstyle latéral court ou allongé; surstyle médian plus court que le surstyle latéral portant deux robustes prenisetae noirâtres à l'apex; proctiger membraneux, faiblement sclérifié sur les faces latérales et ventrale; phallus allongé, généralement plus long que l'oviscape de la femelle; distiphallus faiblement sclérifié avec un sclérite apical en forme de T, distiphallus parfois absent chez les espèces non nuisibles.

Terminalia de la femelle (Figure 6): oviscape en forme de tube de longueur variable; membrane dévaginable (généralement retournée à l'intérieur de l'oviscape) à l'extrémité avec un groupe dorsal de plaques sclérifiées en forme de crochets; aculeus (habituellement retourné à l'intérieur de la membrane dévaginable et de l'oviscape) bien sclérifié, extrémité parfois dentelée sur les bords latéraux.

4.3.2 Clé d'identification des adultes des principales espèces d'importance économique appartenant au genre *Anastrepha*

Clé adaptée de Hernández-Ortiz *et al.* (2010). Pour obtenir de plus amples informations sur les structures morphologiques et sur d'autres espèces d'*Anastrepha*, voir Norrbom *et al.* (2012). Voir les Tableaux 2 et 4 pour les caractéristiques morphologiques d'intérêt diagnostique pour le genre *Anastrepha*.

1. Aile présentant une bande en forme de C interrompue à l'extrémité de la nervure R_1 par une marque hyaline bien délimitée dans la cellule r_1 ; présence des soies orbitales antérieures et postérieure; branche distale de la bande en V généralement présente, même partiellement, mais en cas d'absence le motif alaire va du brun foncé au noir **2**
 - Aile présentant une bande en C continue allant de la base à l'apex de l'aile, parfois floue dans la cellule r_1 ; absence fréquente de la soie orbitale postérieure; branche distale de la bande en V absente. Toutes les caractéristiques suivantes doivent être présentes: moitié basale de la bande en S continue, partant de l'apex de la cellule bcu , englobant la nervure $R-M$ et rejoignant la bande en C; cellule r_{2+3} complètement pigmentée sur toute la longueur; nervure R_{2+3} presque droite sur toute la longueur; cellule br largement hyaline entre les nervures $BM-Cu$ et $R-M$ (Figure 7); tergites abdominaux jaunes; bandes dorsocentrales brun foncé sur le scutum; aculeus extrêmement long chez la femelle (entre 5,3 et 6,2 mm) avec une largeur typiquement supérieure à 0,10 mm, extrémité de l'aculeus ornée de sillons en forme de V et sans dentelure sur les bords latéraux (Figure 14); présence du distiphallus chez le mâle. (Les larves infestent les melons.) ***Anastrepha grandis* (Macquart)**
2. Scutum majoritairement brun foncé avec des bandes allant du brun au noir **3**
 - Scutum jaune ou orange dépourvu de marques brun foncé sauf, parfois, le long de la suture scuto-scutellaire..... **4**
3. Motif alaire principalement brun foncé; absence totale de la branche distale de la bande en V (Figure 8); tergites abdominaux en grande partie brun foncé avec une marque médiane blanche en forme de T; pleure thoracique principalement brun, contrastant fortement avec des marques jaunes; aculeus de la femelle long de 2,6 à 3,8 mm, extrémité de l'aculeus longue de 0,37 à 0,46 mm et large de 0,14 à 0,17 mm, bords latéraux finement dentelés en position distale sur 0,5-0,7 fois la longueur (Figure 15). (Les larves infestent les fruits des Sapotaceae.) ***Anastrepha serpentina* (Wiedemann)**
 - Motif alaire principalement orange et brun moyen; branche distale de la bande en V généralement présente (Figure 9); tergites abdominaux et pleure jaunes ou orange; scutum orné de deux larges bandes dorsocentrales se rejoignant sur le bord postérieur pour former une marque en U, dépourvu de sétules sur une petite surface le long de la suture transversale, mais densément couvert de microtriches blancs contrastant avec des sétules noirs; aculeus de la femelle long de 1,95 à 2,30 mm, extrémité de l'aculeus large, de 0,17 à 0,20 mm, et d'une longueur de 0,24 à 0,31 mm (Figure 16). (Les larves infestent les goyaves.) ***Anastrepha striata* Schiner**
4. Bande apicale antérieure (soit la partie distale de la bande en S) de l'aile de largeur faible à modérée, ne rejoignant jamais l'apex de la nervure M ; les branches de la bande en V se séparent sur la face antérieure ou, si elles se rejoignent, une large marque hyaline est présente entre les branches et la nervure M ; suture scuto-scutellaire avec ou sans tache brune médiane; aculeus variable..... **5**
 - Bande apicale antérieure (soit la partie distale de la bande en S) de l'aile extrêmement large, rejoignant l'apex de la nervure M ; bande en V large et complète, large jonction des branches sur la face antérieure, marque hyaline entre les branches et la nervure M petite voire absente (Figure 10); suture scuto-scutellaire généralement ornée d'une large tache brune arrondie en position médiane; aculeus de la femelle long de 1,4 à 1,6 mm, extrémité longue de 0,19 à 0,23 mm et large de 0,10 à 0,13 mm, bords latéraux dentelés en position distale sur 0,50-0,65 fois la longueur (Figure 17)..... ***Anastrepha suspensa* (Loew)**

5. Longueur de l'aculeus de la femelle inférieure à 2,0 mm (généralement 1,4 à 1,9 mm), extrémité courte et large avec de larges dents sur les côtés; les autres caractéristiques sont variables.....**6**

– Longueur de l'aculeus de la femelle supérieure à 2,5 mm (généralement 3,3 à 5,8 mm); extrémité de l'aculeus longue de 0,28 à 0,42 mm, avec un resserrement modéré à mi-longueur environ; bords latéraux non dentelés ou finement dentelés en position distale sur 0,55 fois la longueur ou moins (Figure 18); marques latérales brunes subscutellaires toujours visibles s'étalant parfois jusque sur le médiotergite (Figure 3B); motif alaire conforme à la Figure 11. (Les larves infestent habituellement les agrumes et les mangues.)**Anastrepha ludens (Loew)**

6. Subscutellum entièrement jaune, seul le médiotergite porte des marques brunes sur les côtés (Figure 3C); absence de tache brune sur la suture scuto-scutellaire; extrémité de l'aculeus longue de 0,16 à 0,20 mm avec des dentelures latérales en position distale entre les deux tiers et les quatre cinquièmes de la longueur (Figure 19); motif alaire conforme à la Figure 12. (Les larves infestent habituellement les mangues et les fruits du genre *Spondias*.)**Anastrepha obliqua (Macquart)**

– Médiotergite et subscutellum pourvus de larges marques sur les côtés allant du brun foncé au noir (Figure 3A); tache brune sur la suture scuto-scutellaire généralement présente; aculeus long de 1,4 à 1,9 mm, extrémité de l'aculeus longue de 0,20 à 0,28 mm, bords latéraux présentant 8 à 14 dents situées en position distale entre les deux cinquièmes et les trois cinquièmes de la longueur (Figure 20); motif alaire variable (Figure 13) **complexe d'espèces *Anastrepha fraterculus* (Wiedemann)**

4.4 Identification morphologique des larves de troisième stade

4.4.1 Clé d'identification des larves de troisième stade des principaux genres de la famille des Tephritidae d'importance économique sur le continent américain

Clé adaptée de Frías *et al.* (2006). Pour obtenir de plus amples informations sur la morphologie larvaire de ce genre et sur des espèces liées, voir White et Elson-Harris (1992), Carroll *et al.* (2004) ainsi que Frías *et al.* (2006, 2008).

1. Longueur de la mandibule supérieure à 0,3 mm. Apodème ventral de la mandibule large et arrondi à l'apex (Figure 26). Soies spiraculaires plus courtes que la largeur de la fente spiraculaire médiane (Figure 49).....***Toxotrypana Gerstaecker***

– Longueur de la mandibule inférieure à 0,3 mm. Apodème ventral de la mandibule pointue à l'apex (Figures 22-24). Soies spiraculaires plus longues que la largeur de la fente spiraculaire médiane (comme dans la Figure 50).....**2**

2. Sillon hypopharyngien étroit dans la partie subapicale du sclérite hypopharyngien (Figure 21). Présence de dents préorales et orales (Figure 47); sillons oraux généralement non dentelés (Figures 45, 47). Groupe de sensilles dorsolatérales à équidistance de l'antenne et du palpe maxillaire.....***Rhagoletis Loew***

– Sillon hypopharyngien étroit au milieu du sclérite hypopharyngien (comme dans les Figures 27-32). Absence de dents préorales et orales; sillons oraux généralement dentelés sur les bords (Figure 48). Groupe de sensilles dorsolatérales plus proche du palpe maxillaire que de l'antenne.**3**

3. Partie postérieure de la mandibule dépourvue de col distinct (Figure 23). Absence de sillon caudal (Figure 59).....***Anastrepha Schiner***

– Partie postérieure de la mandibule dotée de col distinct (Figures 22, 24). Présence d'un sillon caudal (Figure 60).**4**

4. Sillons oraux avec des dents arrondies plus courtes (Figure 48).....***Ceratitis McLeay***

– Sillons oraux avec de longues dents pointues acérées (contrairement à ci-dessus)..... **Bactrocera Macquart**

4.4.2 Clé d'identification des larves de troisième stade des principales espèces d'importance économique appartenant au genre *Anastrepha*

Clé adaptée de Steck *et al.* (1990). Voir le Tableau 3 pour les caractéristiques morphologiques d'intérêt diagnostique pour les larves de troisième stade des espèces d'*Anastrepha*.

La répartition géographique et les hôtes ne sont mentionnés qu'à titre de complément d'information sur la source commune d'origine des espèces.

1. Les stigmates postérieurs apparaissent nettement saillants sur la surface du corps; ou la plupart des segments du corps sont couverts de soies ou processus très apparents; ou les ouvertures des stigmates postérieurs sont sinueuses. **N'appartient pas aux Tephritidae**

– Stigmates postérieurs presque au niveau de la surface du corps; tubercules présents uniquement sur le segment caudal, le cas échéant; fentes spiraculaires postérieures allongées ou ovales (Figures 49-50) (Tephritidae)..... **2**

2. Dents préorales chitinisées proéminentes (protections du stoma) adjacentes à l'ouverture buccale, ou sclérite dental bien apparent (Figures 45, 47); et/ou tubercules caudaux fortement développés; ou larve extraite de papaye dont les sillons caudaux sont absents et les sensilles caudales sont très réduites.....

– Absence de dents préorales (protections du stoma), sclérite dental absent ou indiscernable (Figure 48); tubercules caudaux tout au plus modérément développés..... (*Anastrepha*) **3**

3. Présence de spinules dorsales sur deux segments abdominaux ou plus, et de spinules coniques disposées séparément sur cinq à six rangs maximum sur les segments thoraciques T2 et T3 (Figure 61); processus spiraculaires postérieurs SP-I et SP-IV (Figure 46) pourvus en moyenne de six trompes ou plus ornées de soies dont la longueur est supérieure ou égale à un tiers de la longueur de l'ouverture spiraculaire (Figures 40, 44)..... **4**

– Absence de spinules dorsales sur la totalité des segments abdominaux, ou présence uniquement sur le segment abdominal A1, le cas échéant (chez certains spécimens d'*A. ludens*)..... **5**

4. Stigmate antérieur comportant 28 à 37 tubules (Figure 43); squelette céphalo-pharyngien conforme à la Figure 32. (Principaux hôtes: les larves se développent dans les fruits de la famille Cucurbitaceae; répartition: du Panama à l'Argentine.)..... *Anastrepha grandis*

– Stigmate antérieur comportant 12 à 23 tubules (Figure 39); squelette céphalo-pharyngien conforme à la Figure 31. (Principaux hôtes: les larves se développent dans les fruits de la famille Myrtaceae; répartition: régions tropicales américaines.) *Anastrepha striata*

5. Présence de spinules dorsales sur le segment thoracique T3 (Figure 61)..... **6**

– Absence de spinules dorsales sur le segment thoracique T3 (contrairement à ci-dessus)..... **7**

6. Sillons oraux disposés sur 11 à 17 rangs, en général avec des bords pleins; stigmates antérieurs dotés de 12 à 20 tubules (Figures 33, 51); fentes spiraculaires postérieures 3,1 à 4,6 fois plus longues que larges (Figure 34). Squelette céphalo-pharyngien conforme à la Figure 27. (Principaux hôtes: les larves se développent dans les fruits de *Citrus* spp. (Rutaceae) ou de *Mangifera indica*; répartition: entre le sud du Texas (États-Unis) et le Panama.) *Anastrepha ludens*

– Sillons oraux disposés sur 8 à 11 rangs avec des dents robustes très arrondies et bien espacées; stigmates antérieurs dotés de 9 à 15 tubules (Figure 41); fentes spiraculaires postérieures 2,5 à 3,5 fois plus longues que larges (Figure 42). Squelette céphalo-pharyngien conforme à la Figure 29. (Principaux hôtes: les larves se développent dans les fruits de la famille Myrtaceae; répartition: de la Floride (États-Unis) aux Antilles.) *Anastrepha suspensa*

7. Processus spiraculaires postérieurs SP-I et SP-IV dotés de 5 à 11 trompes basales courtes (8 en moyenne) (Figure 36); sillons oraux habituellement disposés sur 12 à 14 rangs; stigmate antérieur pourvu de 13 à 19 tubules sur un rang unique (Figure 35); lobes anaux généralement bifides (conformément à la Figure 57). Squelette céphalo-pharyngien conforme à la Figure 30. (Principaux hôtes: les larves se développent dans les fruits de la famille des Sapotaceae; répartition: régions tropicales américaines.) ***Anastrepha serpentina***
- Processus spiraculaires postérieurs SP-I et SP-IV dotés de 8 à 18 trompes basales longues (13 en moyenne); sillons oraux disposés sur 7 à 10 rangs; stigmate antérieur pourvu de 9 à 18 tubules sur un rang unique (conformément à la Figure 34); lobes anaux pleins ou bifides (Figures 57 et 58). **8**
8. Processus spiraculaires postérieurs SP-II généralement dotés de 3 à 6 trompes basales; fentes spiraculaires postérieures 3,0 à 4,9 fois plus longues que larges (Figure 38). Squelette céphalo-pharyngien conforme à la Figure 28. (Principaux hôtes: les larves se développent dans les fruits de la famille Anacardiaceae; répartition: régions tropicales américaines, y compris les Antilles.)
..... ***Anastrepha obliqua***
- Processus spiraculaires postérieurs SP-II généralement dotés de 4 à 9 trompes basales; fentes spiraculaires postérieures 2,5 à 4,0 fois plus longues que larges (Figure 46). (Répartition: régions tropicales américaines.) **Complexe d'espèces *Anastrepha fraterculus* (Weidemann)**

Tableau 2. Caractéristiques morphologiques d'intérêt diagnostique pour le genre *Anastrepha* utilisées pour les clés du présent protocole

Stade biologique	Structure	Description
Larve	Mandibule	Longueur inférieure à 0,3 mm; partie postérieure dépourvue de col distinct; absence de dent préapicale
	Stigmates postérieurs	Soies spiraculaires plus longues que la largeur des fentes spiraculaires médianes
	Sillon hypopharyngien	Étroit, situé au milieu du sclérite hypopharyngien
	Dents préorales et orales	Absentes
	Sillons oraux	Généralement dentelés
	Organe sensoriel du stoma	Élargi
Adulte	Chétotaxie de la tête	Deux à huit soies frontales, une ou deux soies orbitales; soies ocellaires très fines ou indiscernables; soies postocellaires monochromes
	Chétotaxie du mésonotum	Une postpronotale, deux notopleurales, une présuturale supra-alaire, une postsuturale supra-alaire, une postalaire, une intra-alaire, une dorsocentrale, une acrostichale (rarement absente) et deux scutellaires
	Ailes	Nervures: Nervure <i>M</i> en général franchement courbée vers l'avant sur la partie apicale (caractéristique prononcée chez toutes les espèces nuisibles) ne rejoignant pas la costa perpendiculairement; nervure transversale <i>r-m</i> placée en position médiane à distale dans la cellule discale (<i>dm</i>); cellule cubitale basale (<i>bcu</i>) présentant une extension postéroapicale bien développée
		Motif alaire: bande en C sur la marge costale basale; bande en S (entre l'apex de la cellule <i>bcu</i> , traversant la cellule <i>dm</i> et la nervure <i>r-m</i>); bande en forme de V inversé comprenant une branche proximale (bande subapicale) le long de la nervure <i>dm-cu</i> et une branche distale (bande apicale postérieure) partant de la cellule <i>m</i> , les deux branches se rejoignant au niveau de la cellule <i>R₄₊₅</i>
	Genitalia du mâle	Surstyle latéral court ou allongé; surstyle médian plus court que le surstyle latéral portant deux soies à l'apex; proctiger faiblement sclérifié sur les faces latérales et ventrale; distiphallus faiblement sclérifié présentant un sclérite apical en forme de T, le distiphallus est parfois absent chez les espèces non nuisibles
Genitalia de la femelle	Oviscape en forme de tube de longueur variable; membrane dévaginable à l'extrémité avec un groupe dorsal de plaques sclérifiées semblables à des crochets; aculeus bien sclérifié de longueur variable dont l'extrémité est parfois dentelée sur les bords latéraux	

Tableau 3. Caractéristiques morphologiques d'intérêt diagnostique pour les larves de troisième stade des espèces d' *Anastrepha*.

Espèce	Structure	Description
Complexe d'espèces <i>Anastrepha fraterculus</i>	Sillons buccaux	7 à 10 rangs
	Stigmate antérieur	9 à 18 tubules sur un rang unique
	Spinules dorsales	Absence sur les segments abdominaux
		Absence sur le segment thoracique T3
	Stigmates postérieurs	SP-I et SP-IV pourvus de 10 à 17 longues trompes; SP-II généralement doté de 6 à 9 trompes; fentes 2,5 à 3,5 fois plus longues que larges
Lobes anaux	Pleins chez certaines populations, bifides chez d'autres	
<i>Anastrepha grandis</i>	Sillons oraux	8 à 13 rangs
	Stigmate antérieur	28 à 37 tubules
	Spinules dorsales	Présence sur deux segments abdominaux ou plus
		Présence sur les segments thoraciques T2 et T3
	Stigmates postérieurs	SP-I et SP-IV dotés de six trompes ou plus et de soies de longueur supérieure ou égale à un tiers de la longueur de l'ouverture spiraculaire
Lobes anaux	Bifides	
<i>Anastrepha ludens</i>	Sillons oraux	11 à 17 rangs; bords pleins
	Stigmate antérieur	12 à 20 tubules
	Spinules dorsales	Présence sur le segment abdominal A1
		Présence sur le segment thoracique T3
	Stigmates postérieurs	Fentes 3,1 à 4,6 fois plus longues que larges
Lobes anaux	Bifides	
<i>Anastrepha obliqua</i>	Sillons oraux	7 à 10 rangs
	Stigmate antérieur	9 à 18 tubules sur un rang unique
	Spinules dorsales	Absence sur les segments abdominaux
		Absence sur le segment thoracique T3
	Stigmates postérieurs	SP-I et SP-IV portant 10 à 17 longues trompes; SP-II généralement doté de 3 à 6 trompes; fentes 3 à 4,5 fois plus longues que larges
Lobes anaux	Pleins	
<i>Anastrepha serpentina</i>	Sillons oraux	12 à 18 rangs
	Stigmate antérieur	13 à 19 tubules sur un rang unique
	Spinules dorsales	Absence sur les segments abdominaux
Absence sur le segment thoracique T3		

Espèce	Structure	Description
	Stigmates postérieurs	SP-I et SP-IV pourvus de 6 à 9 trompes courtes
	Lobes anaux	Généralement bifides (parfois pleins)
<i>Anastrepha striata</i>	Sillons oraux	5 à 8 rangs
	Stigmate antérieur	12 à 23 tubules
	Spinules dorsales	Présence sur deux segments abdominaux ou plus; présence sur les segments thoraciques T2 et T3
	Stigmates postérieurs	SP-I et SP-IV avec six trompes ou plus, soies de longueur supérieure ou égale à un tiers de la longueur de l'ouverture spiraculaire
	Lobes anaux	Pleins ou partiellement bifides
<i>Anastrepha suspensa</i>	Sillons oraux	8 à 11 rangs; bords dotés de dents robustes très arrondies et bien espacées
	Stigmate antérieur	9 à 15 tubules
	Spinules dorsales	Absence sur les segments abdominaux
		Présence sur le segment thoracique T3
	Stigmates postérieurs	Fentes 2,5 à 3,5 fois plus longues que larges
	Lobes anaux	–

Tableau 4. Caractéristiques morphologiques d'intérêt diagnostique pour les adultes des espèces d'*Anastrepha*

Espèce	Structure	Description
Complexe d'espèces <i>Anastrepha fraterculus</i>	Chétotaxie de la tête	Présence de la soie orbitale postérieure
	Thorax	Médiotergite et subscutellum ornés de larges marques brunes sur les côtés; en général, la suture scuto-scutellaire présente une tache brune médiane
	Ailes	Branche distale de la bande en S normalement développée, ne rejoignant jamais l'apex de la nervure M; la bande en V rejoint la bande en S ou s'en sépare sur la face antérieure
	Genitalia de la femelle	Aculeus long de 1,4 à 1,9 mm; extrémité de l'aculeus longue de 0,20 à 0,28 mm; bords latéraux portant 8 à 14 dents en position distale entre les deux cinquièmes et les trois cinquièmes de la longueur
<i>Anastrepha grandis</i>	Chétotaxie de la tête	Soie orbitale postérieure généralement absente
	Thorax	Scutum orné de bandes dorsocentrales brun foncé
	Ailes	Bande en C continue longeant la nervure costale; moitié basale de la bande en S (sur la cellule discale) continue partant de l'apex de la cellule <i>b_{cu}</i> , englobant la nervure transversale <i>R-M</i> et rejoignant la bande en C au-dessus; cellule <i>r₂₊₃</i> complètement pigmentée sur toute la longueur; nervure <i>R₂₊₃</i> presque droite; cellule <i>br</i> largement hyaline entre les nervures <i>bm-cu</i> et <i>r-m</i>
	Genitalia de la femelle	Aculeus extrêmement long (5,3-6,2 mm) avec une largeur dépassant généralement 0,10 mm; extrémité de l'aculeus pourvue de sillons en forme de V, bords latéraux non dentelés
<i>Anastrepha ludens</i>	Chétotaxie de la tête	Présence de la soie orbitale postérieure
	Thorax	Subscutellum toujours orné de marques brunes sur les côtés, s'étalant parfois jusque sur le médiotergite
	Ailes	La bande en V ne rejoint généralement pas la bande en S, branches séparées sur la face antérieure
	Genitalia de la femelle	Aculeus généralement long de 3,3 à 5,8 mm; extrémité de l'aculeus longue de 0,28 à 0,42 mm et large de 0,12 à 0,14 mm, présentant un faible resserrement à mi-longueur environ; bords latéraux non dentelés ou finement dentelés en position distale sur 0,55 fois la longueur ou moins
<i>Anastrepha obliqua</i>	Chétotaxie de la tête	Présence de la soie orbitale postérieure
	Thorax	Subscutellum entièrement jaune, présence de marques brunes sur les côtés du médiotergite uniquement; absence de tache brune médiane sur la suture scuto-scutellaire
	Ailes	Branche distale de la bande en S développée normalement, ne rejoignant jamais l'apex de la nervure M; la bande en V rejoint généralement la bande en S sur la face antérieure

Espèce	Structure	Description
	Genitalia de la femelle	Longueur de l'aculeus inférieure à 2,0 mm; extrémité de l'aculeus entre 0,16 et 0,20 mm de long, dentelures latérales en position distale entre les deux tiers et les quatre cinquièmes de la longueur
<i>Anastrepha serpentina</i>	Chétotaxie de la tête	Présence de la soie orbitale postérieure
	Thorax	Thorax majoritairement brun ou brun-rouge contrastant avec des marques jaunes; scutum en grande partie brun avec trois bandes jaunes
	Ailes	Motif alaire principalement brun foncé; absence totale de la branche distale de la bande en V
	Genitalia de la femelle	Aculeus généralement long de 2,6 à 3,8 mm; extrémité de l'aculeus longue de 0,37 à 0,46 mm et large de 0,14 à 0,17 mm, bords latéraux finement dentelés en position distale sur 0,5 à 0,7 fois la longueur
<i>Anastrepha striata</i>	Chétotaxie de la tête	Présence de la soie orbitale postérieure
	Thorax	Scutum orné de deux larges bandes dorsocentrales qui se rejoignent sur la marge postérieure et forment une marque en forme de U, dépourvu de sétules sur une petite surface le long de la suture transversale
	Ailes	Motif alaire principalement orange et brun; présence ou absence de la branche distale de la bande en V
	Genitalia de la femelle	Aculeus long de 1,95 à 2,30 mm; extrémité de l'aculeus longue de 0,24 à 0,31 mm et large de 0,17 à 0,20 mm
<i>Anastrepha suspensa</i>	Chétotaxie de la tête	Présence de la soie orbitale postérieure
	Thorax	Suture scuto-scutellaire ornée d'une large tache médiane arrondie et brune; médiotergite entièrement jaune ou orné d'une marque brune sur les côtés
	Ailes	Bande apicale antérieure (partie distale de la bande en S) extrêmement large, atteignant l'apex de la nervure M; bande en V large et complète; large point de jonction des branches sur la face antérieure
	Genitalia de la femelle	Aculeus long de 1,4 à 1,6 mm; extrémité de l'aculeus longue de 0,19 à 0,23 mm et large de 0,10 à 0,13 mm, bords latéraux dentelés en position distale sur 0,50 à 0,65 fois la longueur

5. Données à conserver

Les données et preuves à conserver sont énumérées à la section 2.5 de la NIMP 27 (*Protocoles de diagnostic pour les organismes nuisibles réglementés*).

Dans les cas où d'autres parties contractantes peuvent subir les conséquences des résultats du diagnostic, les preuves et les données à conserver (en particulier les spécimens conservés ou montés sur lame ainsi que les photographies de structures taxonomiques caractéristiques, le cas échéant) devraient être déposées dans un musée ou dans une autre collection permanente.

6. Points de contact pour tout complément d'informations

Un complément d'information au présent protocole peut être obtenu auprès de:

Instituto de Ecología A.C., Red de Interacciones Multitróficas, Xalapa, Veracruz, Mexique (Vicente Hernández-Ortiz; courriel: vicente.hernandez@inecol.mx).

Systematic Entomology Laboratory, Département de l'agriculture des États-Unis (USDA), Washington (DC), États-Unis (Allen L. Norrbom; courriel: anorrbom@sel.barc.usda.gov).

Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz (ESALQ)/Universidade de São Paulo (USP) – Departmaneto de Entomologia, Piracicaba, Brésil (Roberto A. Zucchi; courriel: razucchi@usp.br).

Universidad Metropolitana de Ciencias de la Educación, Instituto de Entomología, Santiago, Chili (Daniel Frías; courriel: daniel.frias@umce.cl).

Florida Department of Agriculture and Consumer Services, Division of Plant Industry, Gainesville (Floride), États-Unis (Gary Steck; courriel: gary.steck@freshfromflorida.com).

Universidad de Buenos Aires, Facultad de Agronomía, Buenos Aires, Argentine (Alicia Basso; courriel: bassoalicia@yahoo.com).

APHIS, Département de l'agriculture des États-Unis (USDA), Mission Laboratory (Texas), États-Unis (Norman B. Barr; courriel: Norman.B.Barr@aphis.usda.gov).

Ministerio de Ganadería, Agricultura y Pesca, Dirección General de Servicios Agrícolas, Departamento Laboratorios Biológicos, Montevideo, Uruguay (Andrea Listre; courriel: allbme@gmail.com).

Une demande de révision d'un protocole de diagnostic peut aussi être présentée par les organisations nationales de la protection des végétaux (ONPV), les organisations régionales de la protection des végétaux (ORPV) ou les organes subsidiaires de la Commission des mesures phytosanitaires (CMP) au Secrétariat de la CIPV (ippc@fao.org) qui la renverra au Groupe technique sur les protocoles de diagnostic (GTPD).

7. Remerciements

Le présent protocole a été rédigé par V. Hernández-Ortiz (Instituto de Ecología A.C., Red de Interacciones Multitróficas, Mexique (voir la section précédente)) avec la collaboration de N. Vaccaro (Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria, Estación Experimental Concordia, Argentine) et A. Basso (Universidad de Buenos Aires, Facultad de Agronomía, Argentine (voir la section précédente)).

En outre, les experts suivants ont apporté une contribution considérable à l'élaboration de ce protocole:

A.L. Norrbom (Systematic Entomology Laboratory, Département de l'agriculture des États-Unis (USDA), Smithsonian Institution, États-Unis (voir section précédente))

R.A. Zucchi (Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz, Universidade de Sao Paulo, Brésil (voir la section précédente))

D. Frías (Universidad Metropolitana de Ciencias de la Educación, Chili (voir la section précédente))

N.B.: Barr (APHIS, Département de l'agriculture des États-Unis (USDA), États-Unis (voir la section précédente))

G. Steck (Florida Department of Agriculture and Consumer Services, Division of Plant Industry, États-Unis (voir la section précédente))

A.L. Terra (Ministerio de Ganadería, Agricultura y Pesca, Dirección General de Servicios Agrícolas, Uruguay)

A. Listre (Ministerio de Ganadería, Agricultura y Pesca, Dirección General de Servicios Agrícolas, Uruguay)

- O. Volonterio (Ministerio de Ganadería, Agricultura y Pesca, Dirección General de Servicios Agrícolas, Uruguay)
- M. Malipatil (La Trobe University, Bioprotection, Biosciences Research Division, Department of Environment and Primary Industries (Victoria), Australie)
- V. Balmès (Anses, Laboratoire de la santé des végétaux, Unité entomologie et plantes invasives, France).

8. Références

Le présent Protocole de diagnostic fait également référence aux Normes Internationales pour les Mesures Phytosanitaires (NIMP). Les NIMP sont publiées sur le Portail International Phytosanitaire, à la page: <https://www.ippc.int/fr/core-activities/standards-setting/ispm/>.

- Aluja, M., Piñero, J., Jácome, I., Díaz-Fleischer, F. et Sivinski, J.** 1999. Behavior of flies in the genus *Anastrepha* (Trypetinae: Toxotrypanini). In M. Aluja & A.L. Norrbom, (sous la direction de). *Fruit flies (Tephritidae): Phylogeny and evolution of behavior*, pp. 375–406. Boca Raton, FL, CRC Press.
- Basso, A.L.** 2003. Caracterización genética de los componentes del “complejo *Anastrepha fraterculus*” (*Anastrepha* spp. Diptera: Tephritidae, Trypetinae) (Wiedemann) mediante análisis de la variabilidad cromosómica. University of Buenos Aires, Buenos Aires. (Mémoire de doctorat)
- Berg, G.H.** 1979. *Clave ilustrada de larvas de moscas de la fruta de la familia Tephritidae*. El Salvador, Organismo Internacional Regional de Sanidad Agropecuaria. 36 pp.
- Cáceres, C., Segura, D.F., Vera, M.T., Wornoayporn, V., Cladera, J.L., Teal, P., Sapountzis, P., Bourtzis, P., Zacharopoulou, A. et Robinson, A.S.** 2009. Incipient speciation revealed in *Anastrepha fraterculus* (Diptera; Tephritidae) by studies on mating compatibility, sex pheromones, hybridization, and cytology. *Biological Journal of the Linnean Society*, 97: 152–165.
- Carroll, L.E., Norrbom, A.L., Dallwitz, M.J. et Thompson, F.C.** 2004. *Pest fruit flies of the world: Larvae*. Version: 8 décembre 2006. Consultable en ligne: <http://delta-intkey.com/ffl/> (dernière consultation le 18 mars 2015).
- Carroll, L.E. et Wharton, R.A.** 1989. Morphology of the immature stages of *Anastrepha ludens* (Diptera: Tephritidae). *Annals of the Entomological Society of America*, 82: 201–214.
- Dutra, V.S., Ronchi-Teles, B., Steck, G.J. et Gomes Silva, J.** 2011a. Description of eggs of *Anastrepha* spp. (Diptera: Tephritidae) in the *spatulata* group using scanning electron microscopy. *Annals of the Entomological Society of America*, 104(5): 857–862.
- Dutra, V.S., Ronchi-Teles, B., Steck, G.J. et Gomes Silva, J.** 2011b. Egg morphology of *Anastrepha* spp. (Diptera: Tephritidae) in the *fraterculus* group using scanning electron microscopy. *Annals of the Entomological Society of America*, 104(1): 16–24.
- Dutra, V.S., Ronchi-Teles, B., Steck, G.J. et Gomes Silva, J.** 2012. Description of larvae of *Anastrepha* spp. (Diptera: Tephritidae) in the *fraterculus* group. *Annals of the Entomological Society of America*, 105(4): 529–538.
- Dutra, V.S., Ronchi-Teles, B., Steck, G.J. et Gomes Silva, J.** 2013. Description of eggs of *Anastrepha curitis* and *Anastrepha leptozona* (Diptera: Tephritidae) using SEM. *Annals of the Entomological Society of America*, 106(1): 13–17.
- Figueiredo, J.V.A., Perondini, A.L.P., Ruggiro, E.M., Prezotto, L.F. et Selivon, D.** 2011. External egg-shell morphology of *Anastrepha* fruit flies (Diptera: Tephritidae). *Acta Zoologica (Stockholm)*, doi: 10.1111/j.1463-6395.2011.00533.x.
- Foote, R.H., Blanc, F.L. et Norrbom, A.L.** 1993. *Handbook of the fruit flies (Diptera: Tephritidae) of America North of Mexico*. Ithaca, NY, Comstock Publishing Associates, Cornell University Press. 571 pp.

- Frías, D., Hernández-Ortiz, V. et López Muñoz, L.** 2009. Description of the third-instar of *Anastrepha leptozona* Hendel (Diptera: Tephritidae). *Neotropical Entomology*, 38(4): 491–496.
- Frías, D., Hernández-Ortiz, V., Vaccaro, N., Bartolucci, A. et Salles, L.** 2006. Comparative morphology of immature stages in some frugivorous species of fruit flies (Diptera: Tephritidae). In A. Freidberg, (sous la direction de) *Biotaxonomy of the Tephritoidea*, *Israel Journal of Entomology*, 35–36: 423–457.
- Frias, D., Selivon, D. et Hernández-Ortiz, V.** 2008. Taxonomy of immature stages: New morphological characters for Tephritidae larvae identification. In A. Malavasi, R. Sugayama, R. Zucchi et J. Sivinski, (sous la direction de) *Fruit flies of economic importance: From basic to applied knowledge*. Compte-rendu des travaux de la Conférence internationale sur les mouches des fruits d'importance économique, Salvador, Brésil, 10–15 septembre 2006, pp. 29–44.
- Hernández-Ortiz, V.** 1992. *El género Anastrepha Schiner en México*. Taxonomía, distribución y sus plantas huéspedes. Publicación #33. Xalapa, Mexique, Instituto de Ecología. 167 pp.
- Hernández-Ortiz, V. et Aluja, M.** 1993. Listado de especies del género neotropical *Anastrepha* (Diptera: Tephritidae) con notas sobre su distribución y plantas hospederas. *Folia Entomológica Mexicana*, 88: 89–105.
- Hernández-Ortiz, V., Bartolucci A.F., Morales-Valles, P., Frías, D. et Selivon, D.** 2012. Cryptic species of the *Anastrepha fraterculus* complex: A multivariate approach for the recognition of South American morphotypes. *Annals of the Entomological Society of America*, 105(2): 305–318.
- Hernández-Ortiz, V., Gómez-Anaya, J.A., Sánchez, A., McPheron, B.A. et Aluja, M.** 2004. Morphometric analysis of Mexican and South American populations of the *Anastrepha fraterculus* complex (Diptera: Tephritidae) and recognition of a distinct Mexican morphotype. *Bulletin of Entomological Research*, 94: 487–499.
- Hernández-Ortiz, V., Guillén-Aguilar, J. et López, L.** 2010. Taxonomía e identificación de moscas de la fruta de Importancia Económica en América. In P. Montoya, J. Toledo & E. Hernández, (sous la direction de) *Moscas de la Fruta: Fundamentos y Procedimientos para su Manejo*, pp. 49–80. México, D.F., S y G Editores.
- Lopes, G.N., Arias, O.R., Cônsoli, F.L. et Zucchi, R.A.** 2013. The identity of specimens of the *Anastrepha fraterculus* complex (Diptera, Tephritidae) with atypical aculeus tip. *Neotropical Entomology*, 42(6): 618–627.
- Malavasi, A., Morgante, J.S. et Prokopy, R.J.** 1983. Distribution and activities of *Anastrepha fraterculus* (Diptera:Tephritidae) flies on host and non-host trees. *Annals of the Entomological Society of America*, 76: 286–292.
- Meier, R., Shiyang, K., Vaidya, G., et Ng, P.K.** 2006. DNA barcoding and taxonomy in Diptera: A tale of high intraspecific variability and low identification success. *Systematic Biology*, 55(5): 715–728.
- Norrbom, A.L.** 2004a. Host plant database for *Anastrepha* and *Toxotrypana* (Diptera: Tephritidae: Toxotrypanini). *Diptera Data Dissemination Disk* (CD-ROM) 2.
- Norrbom, A.L.** 2004b. Updates to biosystematic database of world Diptera for Tephritidae through 1999. *Diptera Data Dissemination Disk* (CD-ROM) 2.
- Norrbom, A.L.** 2010. Fruit Fly (Diptera: Tephritidae) Taxonomy Pages. Beltsville, MD, Systematic Entomology Laboratory, Agricultural Research Service (ARS), United States Department of Agriculture (USDA). Consultable en ligne: <http://www.sel.barc.usda.gov/diptera/tephriti/tephriti.htm> (dernière consultation le 18 octobre 2010).
- Norrbom, A.L., Carroll, L.E. et Freidberg, A.** 1999a. Status of knowledge. In F.C. Thompson, (sous la direction de) *Fruit fly expert identification system and systematic information database*, pp. 9–47. *Myia* (1998) 9, vii + 524 pp. and *Diptera Data Dissemination Disk* (CD-ROM) (1998) 1.
- Norrbom, A.L., Carroll, L.E., Thompson, F.C., White, I.M. et Freidberg, A.** 1999b. Systematic database of names. In F.C. Thompson, ed. *Fruit fly expert identification system and systematic*

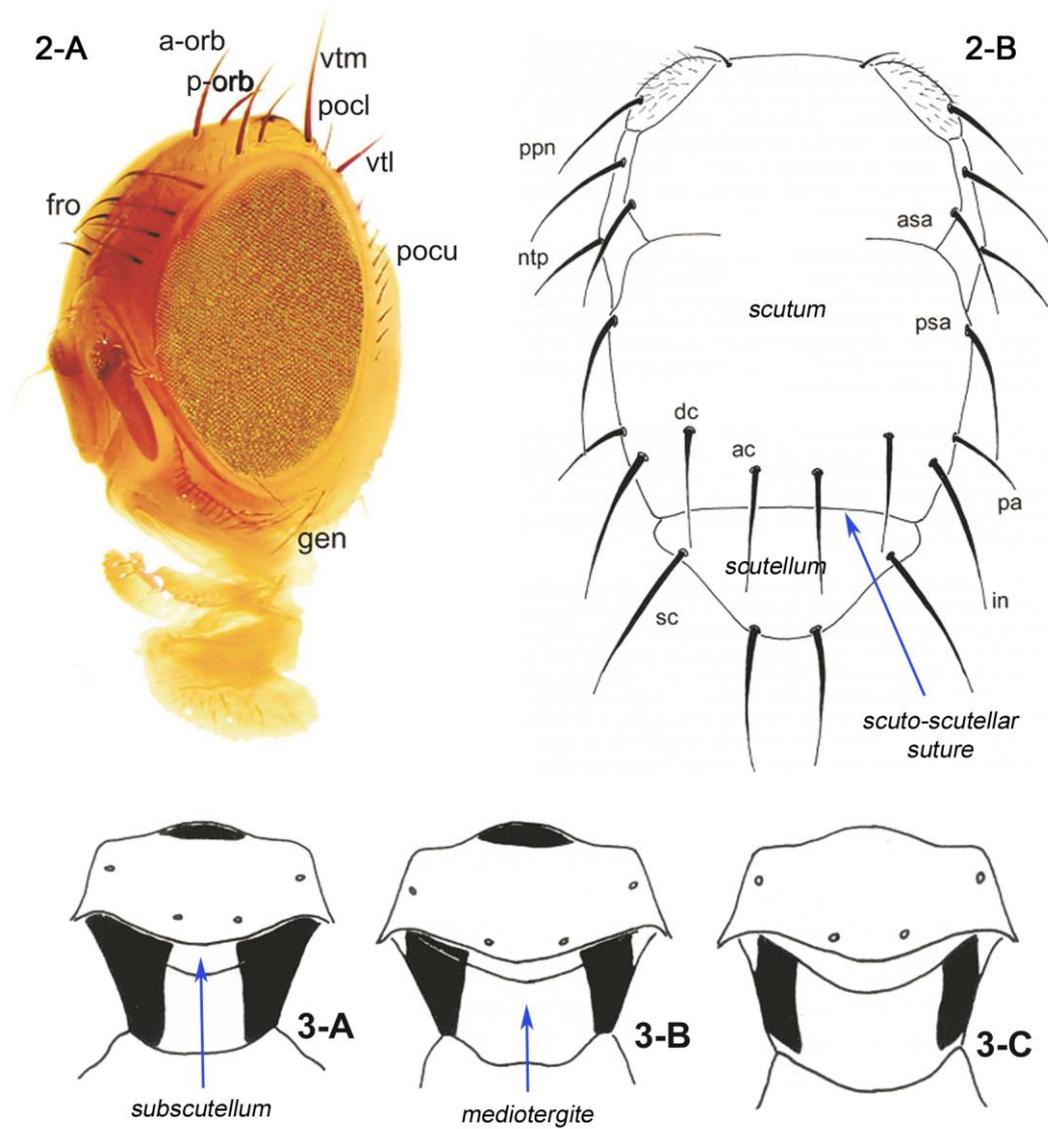
- information database, pp. 65–251. *Myia* (1998) 9, vii + 524 pp. and *Diptera Data Dissemination Disk* (CD-ROM) (1998) 1.
- Norrbom, A.L. et Kim, K.C.** 1988. A list of the reported host plants of the species of *Anastrepha* (Diptera: Tephritidae). *United States Department of Agriculture, APHIS* 81–52, 114 pp.
- Norrbom, A.L., Korytkowski, C.A., Zucchi, R.A., Uramoto, K., Venable, G.L., McCormick, J. et Dallwitz, M.J.** 2012. *Anastrepha* and *Toxotrypana*: Descriptions, illustrations, and interactive keys. Version: 31 août 2012. Consultable en ligne: <http://delta-intkey.com> (dernière consultation le 18 mars 2015).
- Norrbom, A.L., Zucchi, R.A. et Hernández-Ortiz, V.** 1999c. Phylogeny of the genera *Anastrepha* and *Toxotrypana* (Trypetinae: Toxotrypanini) based on morphology. In M. Aluja et A.L. Norrbom, (sous la direction de) *Fruit flies (Tephritidae): Phylogeny and evolution of behavior*, pp. 299–342. Boca Raton, FL, CRC Press.
- Prokopy, R.J. et Roitberg, B.D.** 1984. Foraging behavior of true fruit flies. *American Scientist*, 72: 41–49.
- Selivon, D., Perondini, A.L.P., Morgante, J.S.** 2005. A genetic-morphological characterization of two cryptic species of the *Anastrepha fraterculus* complex (Diptera: Tephritidae). *Annals of the Entomological Society of America*, 98: 367–381.
- Selivon, D., Vretos, C., Fontes, L. et Perondini, A.L.P.** 2004. New variant forms in the *Anastrepha fraterculus* complex (Diptera, Tephritidae). In B.N. Barnes, (sous la direction de) *Compte-rendu des travaux de la sixième Conférence internationale sur les mouches des fruits d'importance économique*, Stellenbosch, Afrique du Sud, 2004, pp. 253–258. Stellenbosch, Afrique du Sud, Isteg Scientific Publications.
- Sonvico, A., Benseñor, L., Basso, A. et Quesada-Allué, L.A.** 2004. *Anastrepha fraterculus* internal transcribed spacer 1, complete sequence. Entrée GenBank numéro AY686689.
- Steck, G.J., Carroll, L.E., Celedonio-Hurtado, H. et Guillén-Aguilar, J.** 1990. Methods for identification of *Anastrepha* larvae (Diptera: Tephritidae), and key to 13 species. *Proceedings of the Entomological Society of Washington*, 92: 333–346.
- Steck, G.J. et Wharton, R.A.** 1988. Description of immature stages of *Anastrepha interrupta*, *A. limae*, and *A. grandis* (Diptera: Tephritidae). *Annals of the Entomological Society of America*, 81: 994–1003.
- Stone, A.** 1942. *The fruit flies of the genus Anastrepha*. United States Department of Agriculture (USDA) Miscellaneous Publication 439. Washington DC, USDA. pp. 1–112. 2012. Consultable en ligne: <http://www.sel.barc.usda.gov/diptera/tephriti/tephriti.htm>.
- Vera, M.T., Cáceres, C., Wornoayporn, V., Islam, A., Robinson, A.S., De La Vega, M.H., Hendrichs, J. et Cayol, J.P.** 2006. Mating incompatibility among populations of the South American fruit fly *Anastrepha fraterculus* (Diptera: Tephritidae). *Annals of the Entomological Society of America*, 99: 387–397.
- Virgilio, M., Backeljau, T., Nevado, B., et De Meyer, M.** 2010. Comparative performances of DNA barcoding across insect orders. *BMC Bioinformatics*, 11(1): 206.
- White, I.M. & Elson-Harris, M.M.** 1992. *Fruit flies of economic significance: Their identification and bionomics*. Wallingford, Royaume-Uni, CABI. 601 pp.
- Will, K.W., Mishler, B.D. et Wheeler, Q.D.** 2005. The perils of DNA barcoding and the need for integrative taxonomy. *Systematic Biology*, 54: 844–851.
- Zucchi, R.A.** 2000. Taxonomia. In A. Malavasi & R.A. Zucchi, (sous la direction de) *Moscas-das-frutas de importância econômica no Brasil. Conhecimento básico e aplicado*, pp. 13–24. Riberao Preto, Brésil, Holos Editora.

9. Figures

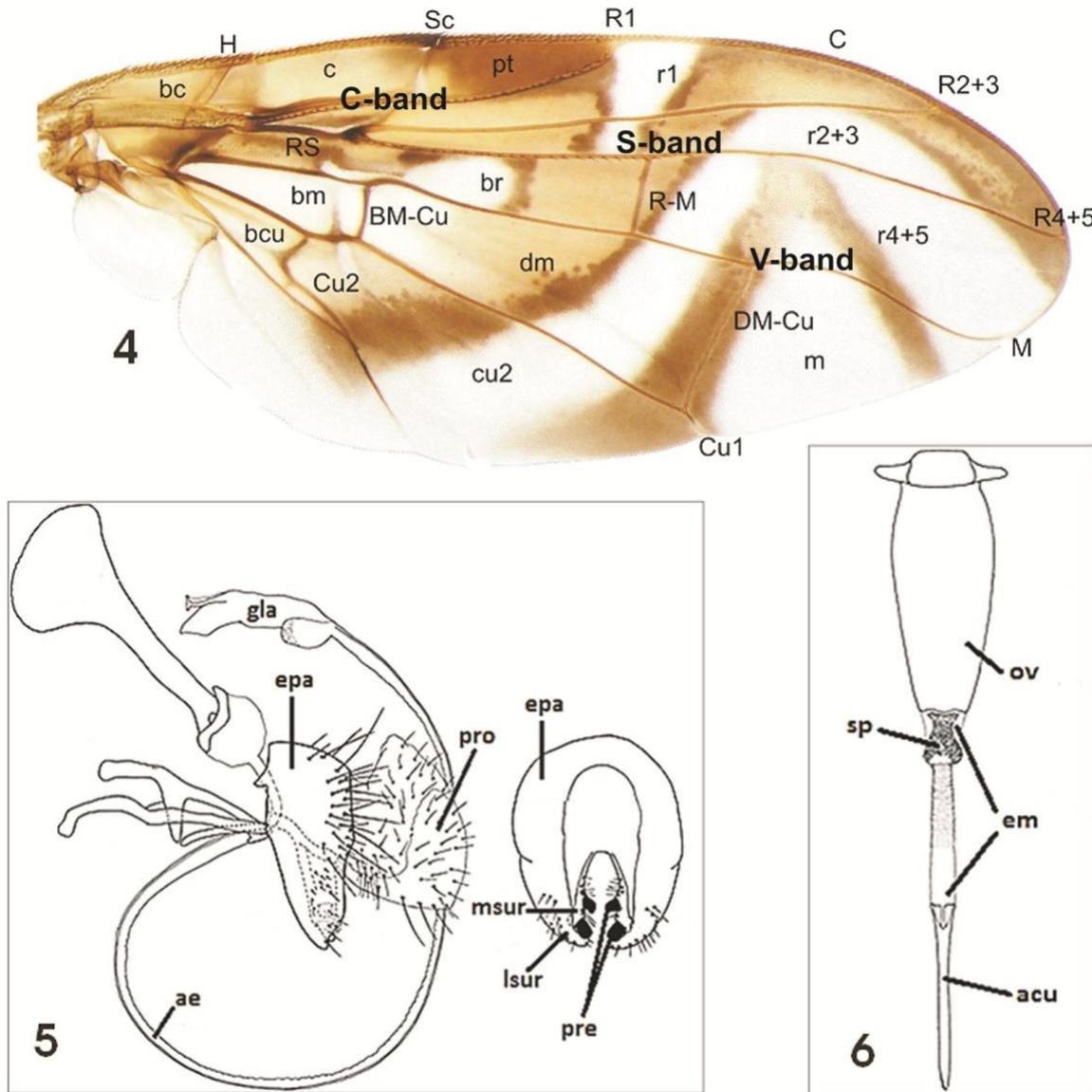


Figure 1. Habitus général de la femelle adulte d'*Anastrepha ludens* (mouche des fruits mexicaine) en vue dorsale.

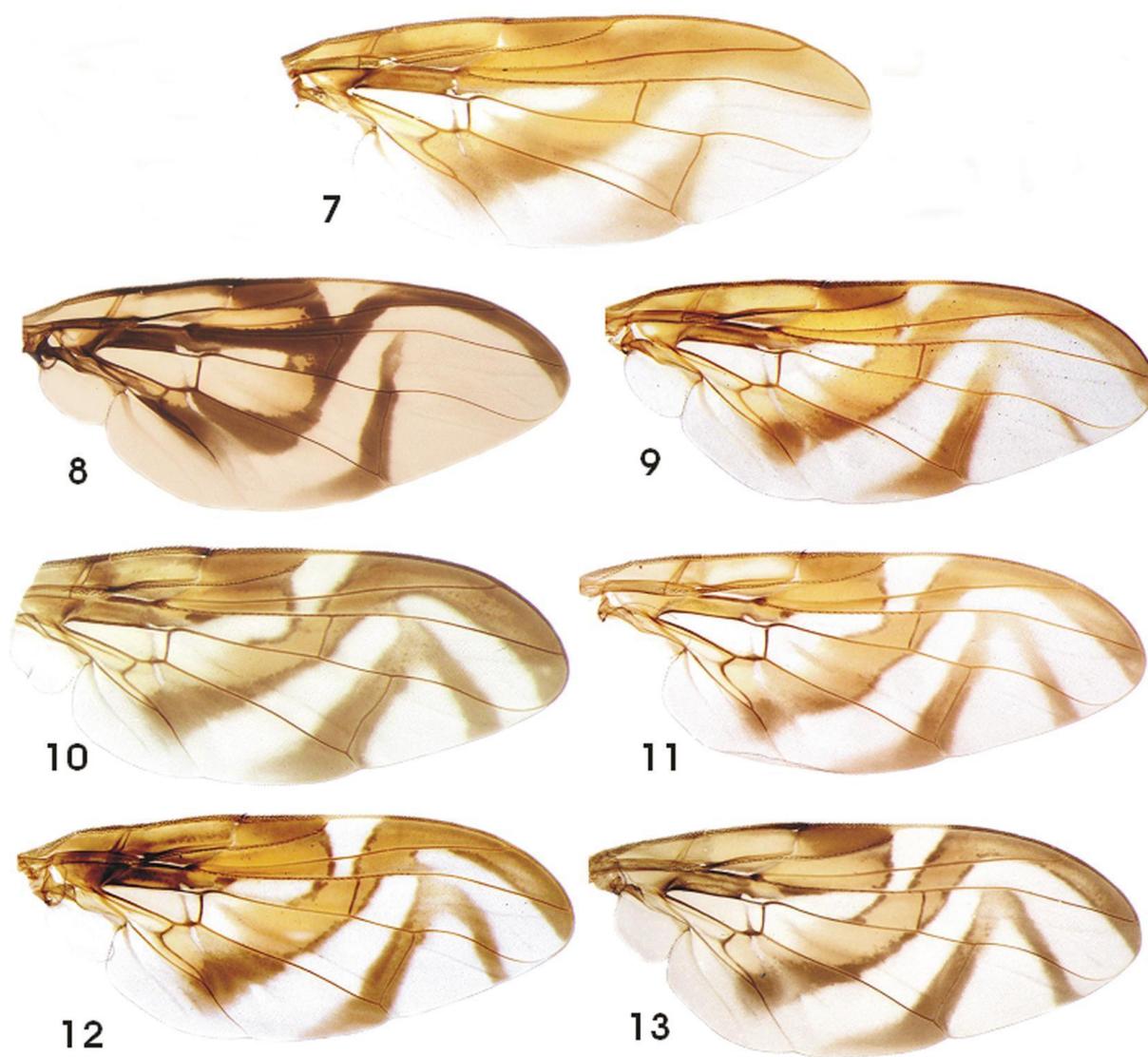
Micrographie fournie avec l'aimable autorisation de V. Hernández-Ortiz.



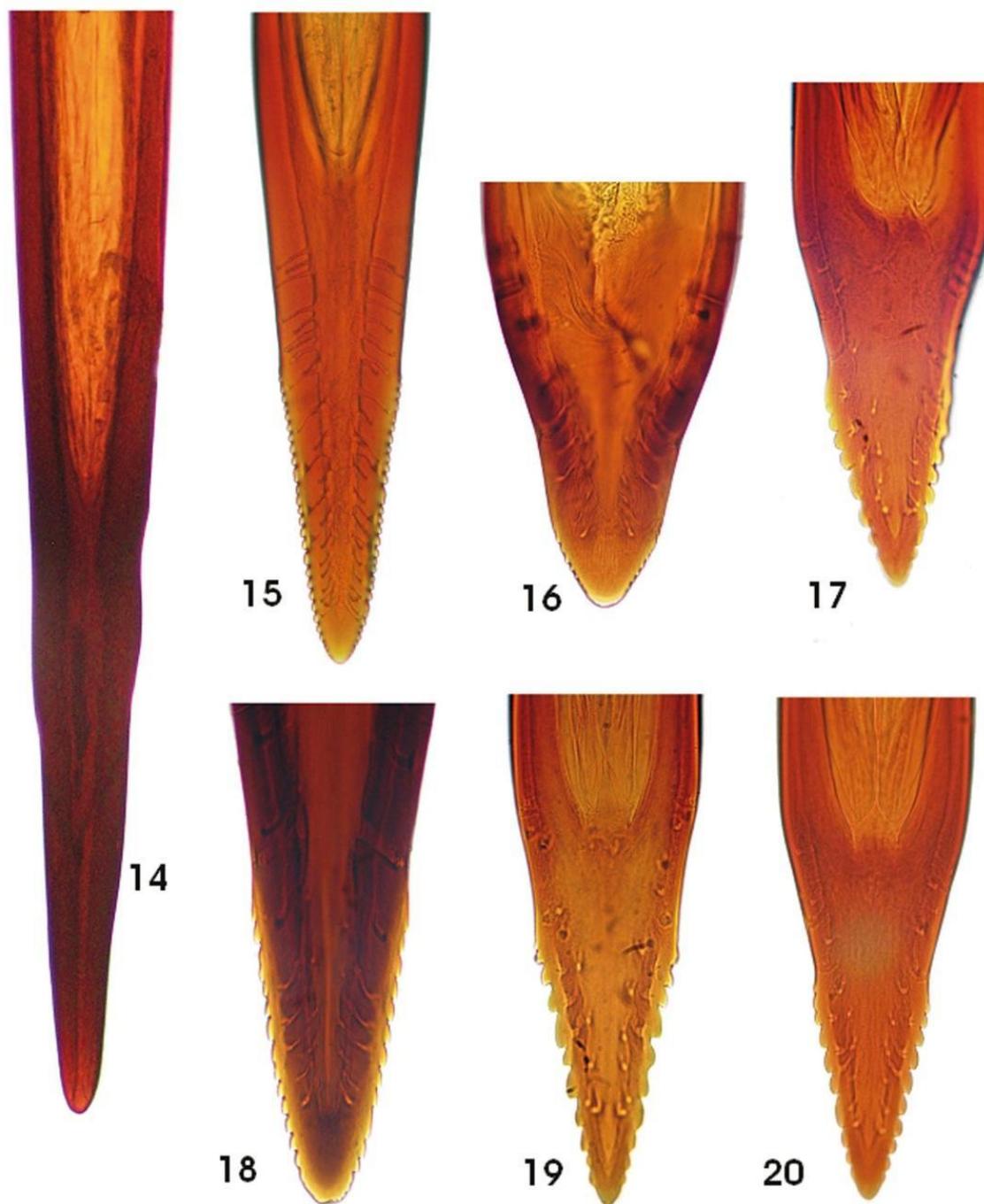
Figures 2-3. (2-A) Morphologie de la tête des espèces d'*Anastrepha*, vue fronto-latérale. *a-orb*, soies orbitales antérieures; *fro*, soies frontales; *gen*, gena; *pocl*, soies postocellaires; *pocu*, soies postoculaires; *p-orb*, soie orbitale postérieure; *vtl*, soie latérale verticale; *vtm*, soie médiane verticale. (2-B) Vue dorsale du thorax et chétotaxie. *ac*, acrostichale; *asa*, présuturale supra-alaire; *dc*, dorsocentrale; *in*, intra-alaire; *ntp*, notopleurales; *pa*, postalaire; *ppn*, postpronotale; *psa*, postsuturale supra-alaire; *sc*, scutellaires. (3) Médiotergite et subscutellum, vue postéro-dorsale: (3-A) *A. fraterculus*; (3-B) *A. ludens*; et (3-C) *A. obliqua*.
 Source: Figure 1(A) d'après Hernández-Ortiz et al. (2010); Figures 2 et 3 d'après Hernández-Ortiz (1992).



Figures 4-6. (4) Motifs alaires d'*Anastrepha* et nomenclature des nervures et des cellules (vue dorsale). (5) Terminalia du mâle chez les espèces d'*Anastrepha*. *ae*, édéage; *epa*, épandrium; *gla*, distiphallus; *lsur*, surstyle latéral; *msur*, surstyle médian; *pre*, prenisetae; *pro*, proctiger. (6) Terminalia de la femelle chez les espèces d'*Anastrepha*. *acu*, aculeus; *em*, membrane dévaginable; *ov*, oviscape; *sp*, plaques sclérifiées.
 Source: Figure 4 d'après Hernández-Ortiz et al. (2010); Figures 5 et 6 d'après Norrbom et al. (2012).

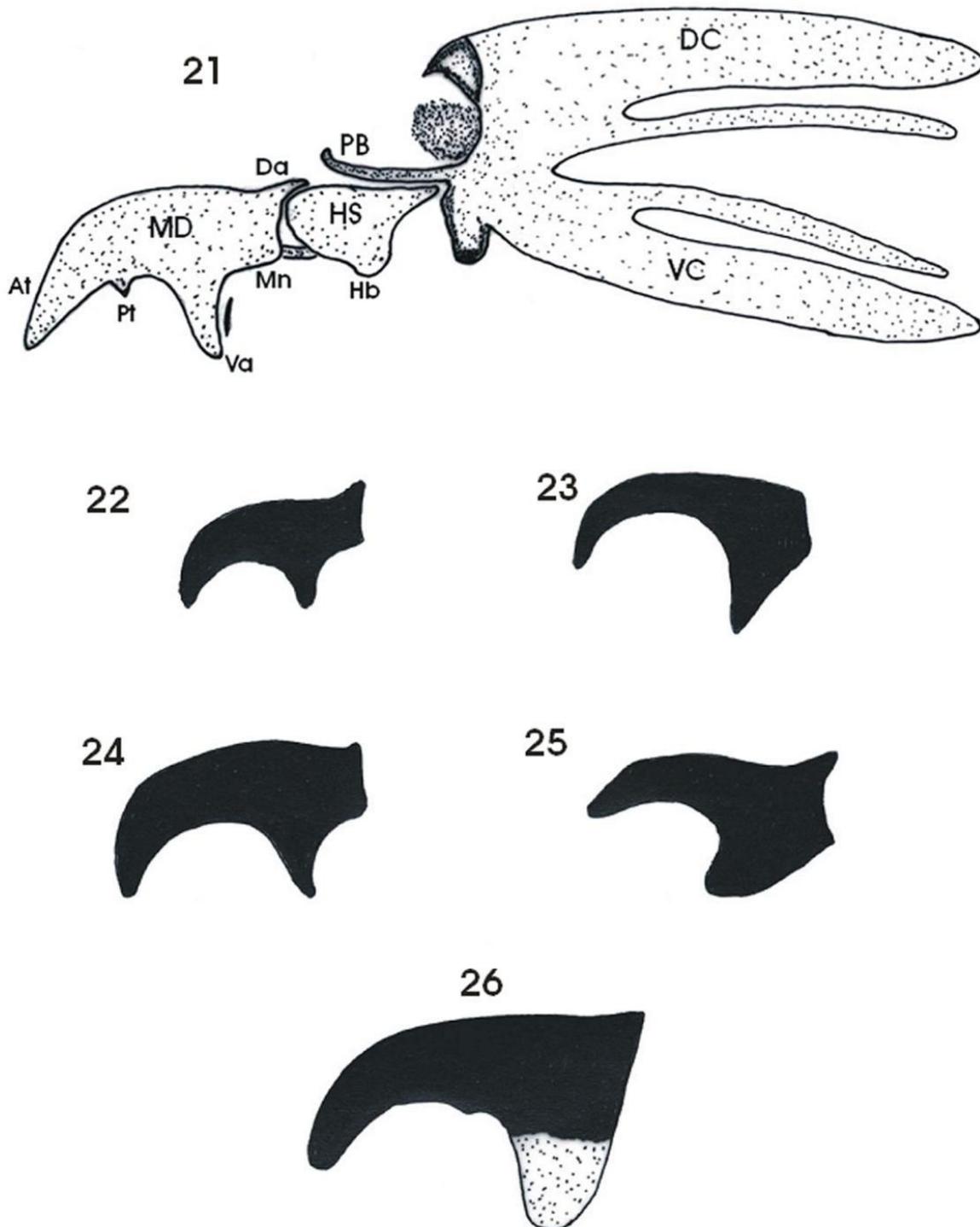


Figures 7-13. Motifs alaires des espèces d'*Anastrepha*: **(7)** *A. grandis*; **(8)** *A. serpentina*; **(9)** *A. striata*; **(10)** *A. suspensa*; **(11)** *A. ludens*; **(12)** *A. obliqua*; et **(13)** *A. fraterculus* (Brésil).
Source: Toutes les figures sont adaptées de Hernández-Ortiz et al. (2010).

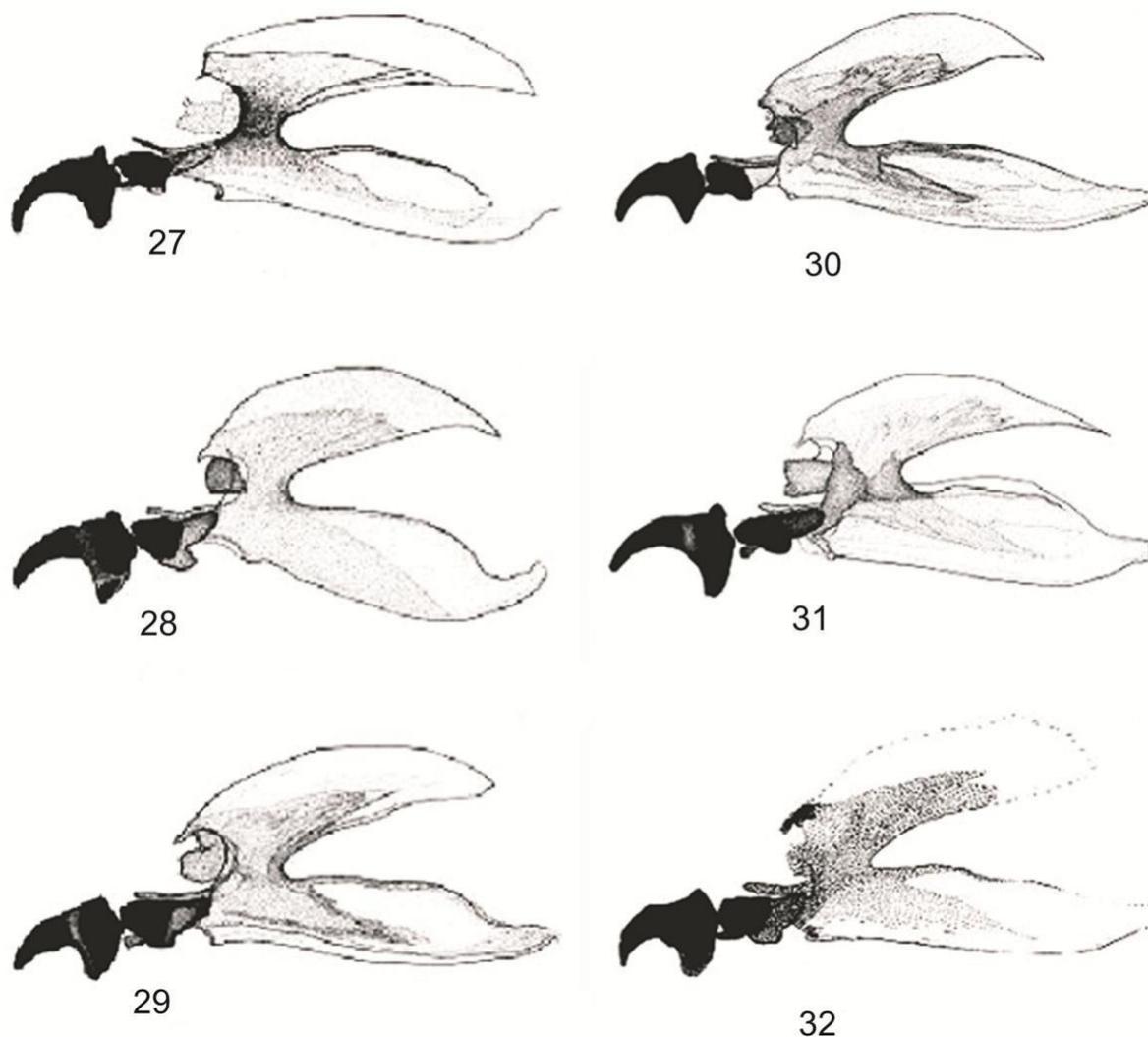


Figures 14-20. Morphologie de l'extrémité de l'aculeus chez les espèces d'*Anastrepha* d'importance économique majeure: (14) *A. grandis*; (15) *A. serpentina*; (16) *A. striata*; (17) *A. suspensa*; (18) *A. ludens*; (19) *A. obliqua*; et (20) *A. fraterculus* (Brésil).

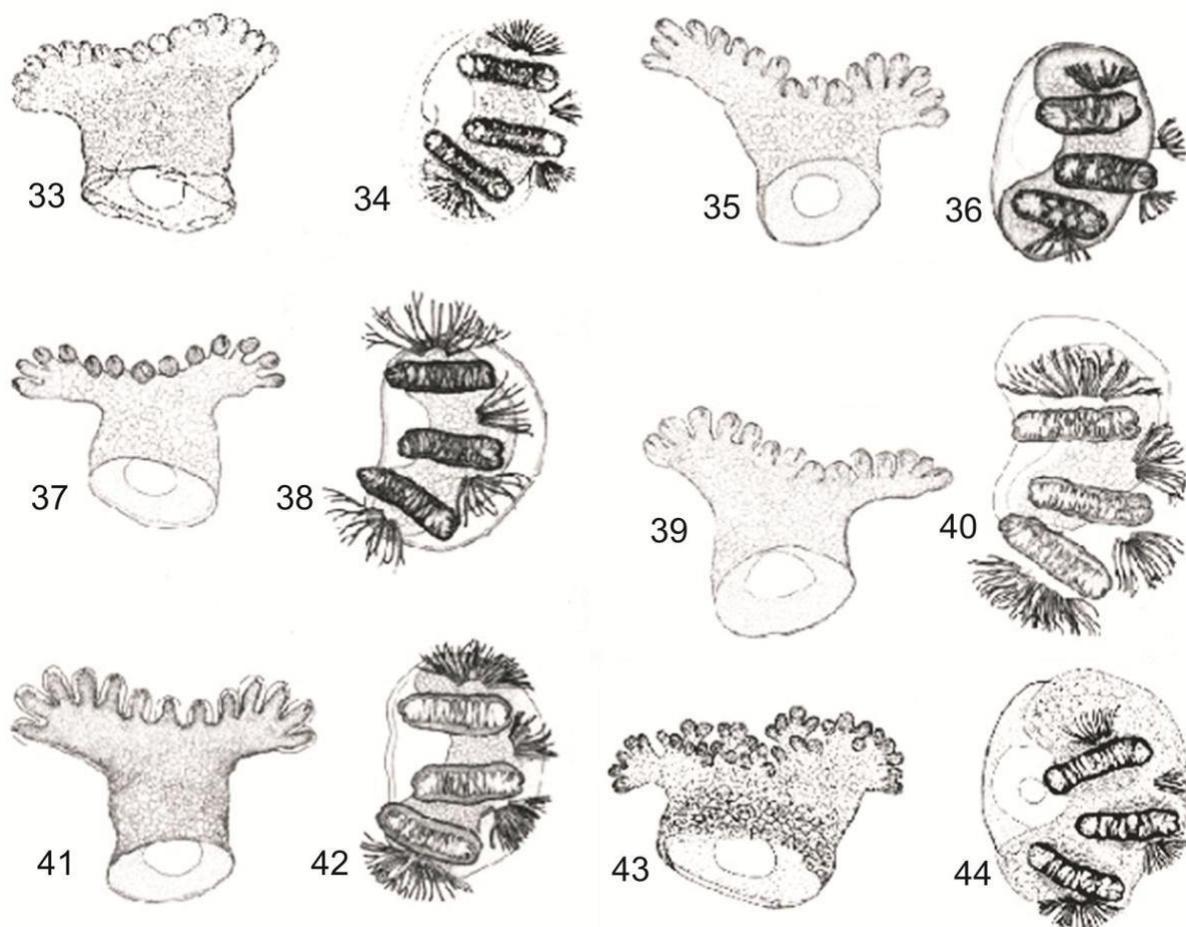
Source: Toutes les figures sont adaptées de Hernández-Ortiz et al. (2010).



Figures 21-26. (21) Morphologie du squelette céphalo-pharyngien chez les larves de troisième stade. Crochet mandibulaire des larves de troisième stade, vue latérale: (22) *Ceratitis capitata*; (23) *Anastrepha obliqua*; (24) *Bactrocera dorsalis*; (25) *Rhagoletis tomatis*; et (26) *Toxotrypana* sp. At, dent apicale; DC, corne dorsale; DS, sclérite dental; Hb, sillon hypopharyngien; HS, sclérite hypopharyngien; MD, mandibule; Mn, col mandibulaire; PB, barre parastomale; Pt, dent préapicale; Va, apodème ventrale; VC, corne ventrale.
Source: Toutes les figures sont adaptées de Frías et al. (2006).



Figures 27-32. Squelette céphalo-pharyngien chez les larves de troisième stade des espèces d'*Anastrepha*: (27) *A. ludens*; (28) *A. obliqua*; (29) *A. suspensa*; (30) *A. serpentina*; (31) *A. striata*; et (32) *A. grandis*.
 Source: Toutes les figures sont adaptées de Carroll et al. (2004).

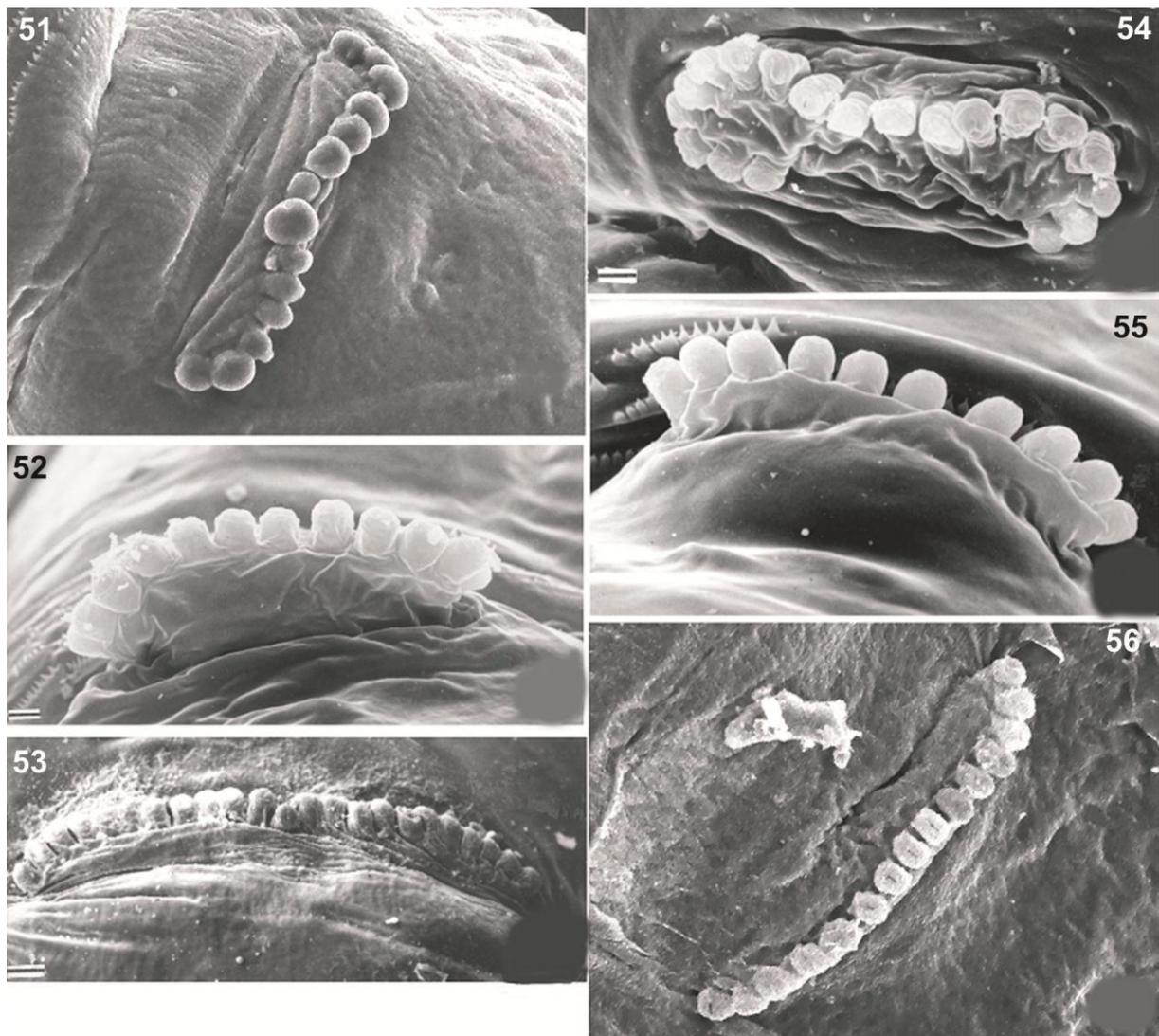


Figures 33-44. Stigmates antérieurs et postérieurs des larves de troisième stade des espèces d'*Anastrepha*: (33, 34) *A. ludens*; (35, 36) *A. serpentina*; (37, 38) *A. obliqua*; (39, 40) *A. striata*; (41, 42) *A. suspensa*; et (43, 44) *A. grandis*.

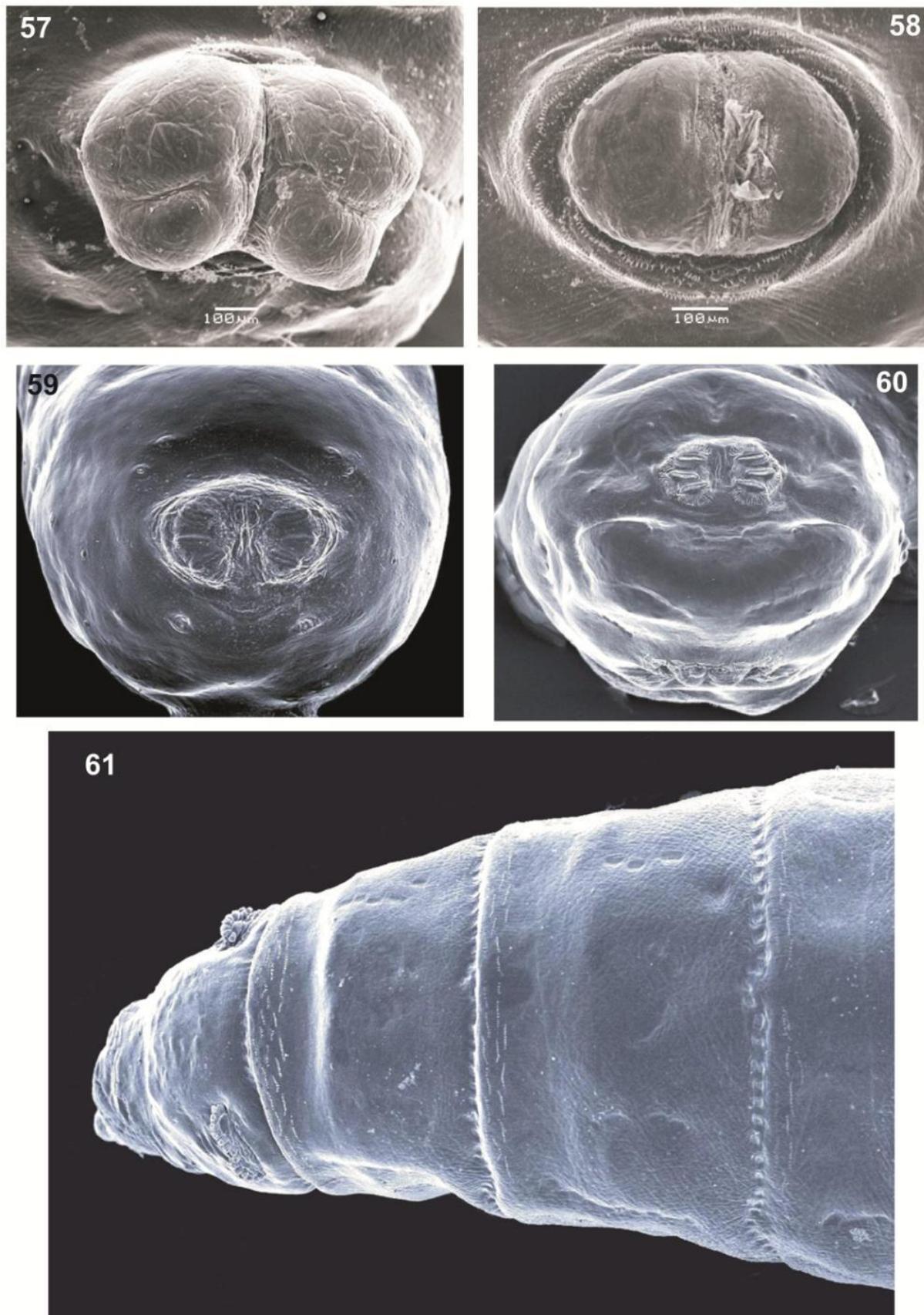
Source: Toutes les figures sont adaptées de Carroll et al. (2004).



Figures 45-50. (45, 47, 48) Segment céphalique des larves de troisième stade. (46, 49, 50) Plaques spiraculaires du segment caudal. (45) *Rhagoletis* sp. (46) *Anastrepha fraterculus*. (47) *Rhagoletis brncici*. (48) *Ceratitis capitata*. (49) *Toxotrypana* sp. (50) *Anastrepha obliqua*. Ac, complexe antenno-maxillaire; At, dent apicale; Lb, labium; Or, sillons oraux; Ort, dents orales; Po, organe préoral; Prt, dents préorales; sl, fentes spiraculaires. Processus spiraculaires (soies spiraculaires): SP-I dorsal, SP-II et SP-III médians, SP-IV postérieur. Source: Figures 45 et 47-50 d'après Frías et al. (2006); Figure 46 d'après Hernández-Ortiz et al. (2010).



Figures 51-56. Stigmates antérieurs du premier segment thoracique chez les larves de troisième stade: **(51)** *Anastrepha ludens*; **(52)** *Anastrepha fraterculus*; **(53)** *Toxotrypana curvicauda*; **(54)** *Rhagoletis conversa*; **(55)** *Ceratitidis capitata*; et **(56)** *Bactrocera cucurbitae*.
 Source: Figures 52-55 d'après Frías et al. (2006); Figures 51 et 56 d'après Hernández-Ortiz et al. (2010).



Figures 57-61. (57) Lobes anaux bifides, *Anastrepha striata*; (58) lobes anaux pleins, *Anastrepha obliqua*; (59) absence de sillons caudaux, *Anastrepha suspensa*; (60) présence de sillons caudaux, *Bactrocera carambolae*; (61) *Anastrepha striata*, vue dorsale d'une larve de troisième stade présentant des rangs de spinules dorsales. Micrographies fournies avec l'aimable autorisation de G. Steck.

Étapes de la publication

Cet encadré ne fait pas officiellement partie de la norme

2006-03 La CMP-1 (2006) ajoute le thème au programme de travail (Genre *Anastrepha*, 2004-015).

2008-06 Le premier projet est présenté au GTPD (réunion).

2013-04 Consultation d'experts.

2013-06 Le projet est présenté au GTPD (réunion).

2014-05 Le CN approuve le projet en vue de sa communication aux membres pour consultation (2014_eSC_May_12).

2014-07 Consultation des membres.

2015-03 Le GTPD approuve le renvoi du projet au CN pour approbation en vue de son adoption (2015_eTPDP_Apr_02).

2015-06 Le CN approuve le projet en vue de sa transmission pour la période de notification du PD (2015_eSC_Nov_05).

2015-08 Le CN adopte le PD au nom de la CMP (aucune objection formelle n'est soulevée).

NIMP 27. Annexe 9 Genre *Anastrepha* Schiner (2015). Rome, CIPV, FAO.

Dernière mise à jour des étapes de la publication: 2016-02

Cette page est intentionnellement laissée vierge

CIPV

La Convention Internationale pour la Protection des Végétaux (CIPV) est un accord international sur la santé des végétaux qui vise à protéger les plantes cultivées et sauvages en prévenant l'introduction et la dissémination d'organismes nuisibles. Les voyages et les échanges internationaux n'ont jamais été aussi développés qu'aujourd'hui. Cette circulation des personnes et des biens à travers le monde s'accompagne d'une dissémination des organismes nuisibles qui constituent une menace pour les végétaux.

Organization

- ◆ La CIPV compte plus de 180 parties contractantes.
- ◆ Chaque partie contractante est rattachée à une Organisation nationale de la protection des végétaux (ONPV) et dispose d'un Point de contact officiel de la CIPV.
- ◆ Neuf organisations régionales de la protection des végétaux (ORPV) agissent pour faciliter la mise en œuvre de la CIPV dans les pays.
- ◆ La CIPV assure la liaison avec les organisations internationales compétentes pour aider au renforcement des capacités régionales et nationales.
- ◆ Le Secrétariat est fourni par l'Organisation des Nations Unies pour l'alimentation et l'agriculture (FAO).



Convention Internationale pour la Protection des Végétaux (CIPV)

Viale delle Terme di Caracalla, 00153 Rome (Italie)

Tél: +39 06 5705 4812 - Télécopie: +39 06 5705 4819

Courriel: ippc@fao.org - Site Internet: www.ippc.int