



Organización de las Naciones  
Unidas para la Alimentación  
y la Agricultura



**Convención Internacional de Protección Fitosanitaria**  
Proteger de las plagas los recursos vegetales del mundo

NORMAS INTERNACIONALES PARA MEDIDAS FITOSANITARIAS 27

PROTOCOLOS DE DIAGNÓSTICO

NIMF 27  
ANEXO 9

ESP

## PD 9: Género *Anastrepha* Schiner

Producido por la Secretaría de la Convención Internacional  
de Protección Fitosanitaria (CIPF)

Esta página se ha dejado en blanco intencionalmente

# NIMF 27

## Protocolos de diagnóstico para las plagas reglamentadas

### PD 9: Género *Anastrepha* Schiner

Adoptado en 2015; publicado en 2016

#### Índice

1.	Información sobre la plaga .....	1
2.	Información taxonómica .....	3
3.	Detección .....	4
3.1	Inspección de las frutas .....	4
3.2	Inspección de trampas .....	4
4.	Identificación .....	4
4.1	Preparación de los adultos para la identificación .....	5
4.1.1	Cría de larvas para obtener adultos .....	5
4.1.2	Preparación de los adultos para el examen microscópico .....	5
4.2	Preparación de las larvas para la identificación .....	6
4.2.1	Manipulación de la muestra biológica .....	6
4.2.2	Preparación de las larvas para el examen microscópico .....	6
4.3	Identificación morfológica de los adultos .....	7
4.3.1	Identificación del género <i>Anastrepha</i> Loew .....	7
4.3.2	Clave para los adultos de especies de gran importancia económica del género <i>Anastrepha</i> .....	8
4.4	Identificación morfológica del tercer estadio larvario .....	9
4.4.1	Clave para el tercer estadio larvario de géneros de Tephritidae de gran importancia económica en las Américas .....	9
4.4.2	Clave para el tercer estadio larvario de especies de gran importancia económica del género <i>Anastrepha</i> .....	10
5.	Registros .....	16
6.	Puntos de contacto para información adicional .....	17
7.	Agradecimientos .....	17
8.	Referencias .....	18
9.	Figuras .....	21

#### 1. Información sobre la plaga

La familia Tephritidae se compone de unas 4 450 especies agrupadas en aproximadamente 500 géneros (Norrbon *et al.*, 1999a, 1999b; Norrbom, 2004b) (en 2014, la cifra ascendía a unas 4 700 especies (A.L. Norrbom, comunicación personal, 2014)), distribuidos por las regiones templadas, tropicales y subtropicales de todo el mundo. *Anastrepha* Schiner (Tephritidae: Toxotrypanini) es el género más grande de tefrítidos de las Américas y comprende más de 250 especies presentes desde el sur de los Estados Unidos (Texas y Florida) hasta el norte de la Argentina (Hernández-Ortiz, 1992; Foote *et al.*, 1993; Hernández-Ortiz y Aluja, 1993;

Norrbom, 2004b; Norrbom *et al.*, 2012). Al menos siete especies del género *Anastrepha* se consideran plagas de gran importancia económica debido a que afectan a frutas cultivadas muy importantes (p. ej., el mango y los cítricos) y a su amplio rango de hospedantes. Estas siete especies son: *A. fraterculus* (Wiedemann), *A. grandis* (Macquart), *A. ludens* (Loew), *A. obliqua* (Macquart), *A. serpentina* (Wiedemann), *A. striata* Schiner y *A. suspensa* (Loew). *A. fraterculus* (Wiedemann) está reconocido como un complejo de especies crípticas (Hernández-Ortiz *et al.*, 2004, 2012; Selivon *et al.*, 2004, 2005; Vera *et al.*, 2006, Cáceres *et al.*, 2009). El presente protocolo de diagnóstico para *Anastrepha* se ocupa de la identificación morfológica del género y de las especies de gran importancia económica. Para más información general sobre las especies de Tephritidae, véase Norrbom (2010).

La duración del ciclo de vida de los tefrítidos varía en función de las especies y de las condiciones ambientales y climáticas (Basso, 2003). Las hembras de *Anastrepha* ponen sus huevos en el interior de los frutos. El número de huevos depositados en cada fruto es variable y depende principalmente de características del fruto hospedante como el tamaño y la madurez (Malavasi *et al.*, 1983). Al parecer, cada especie tiene además un límite innato de número de huevos depositados (Aluja *et al.*, 1999). Al cabo de unos días los huevos eclosionan y emergen las larvas, que generalmente se alimentan de la pulpa del fruto pero en algunos casos también de las semillas, o exclusivamente de las semillas. Las larvas maduras suelen abandonar el fruto para pupar en el suelo, pero en algunos casos la pupación puede tener lugar dentro del fruto. Los adultos suelen emerger después de un período pupal de 16 a 25 días y necesitan, a continuación, de 5 a 20 días para alcanzar la maduración sexual. Durante esta fase las moscas se alimentan de secreciones de homópteros, de heces de aves y del jugo producido por frutos maduros (Prokopy y Roitberg, 1984).

La relación entre las especies de *Anastrepha* y sus plantas hospedantes no se conoce bien. De las más de 330 especies hospedantes que existen, pertenecientes a 48 familias, muchas se han documentado como hospedantes de unas pocas especies generalistas de *Anastrepha* (Norrbom y Kim, 1988; Norrbom, 2004a) mientras que aún no se conocen las plantas que sirven de alimento a muchas otras especies del género. Además, la información actual incluye muchos registros dudosos, así como informes de infestaciones inducidas solamente en condiciones de laboratorio. Si se limita la lista de hospedantes a las infestaciones naturales, se conocen los hospedantes de aproximadamente el 39,8 % de las especies de *Anastrepha* (Hernández-Ortiz y Aluja, 1993).

La introducción de especies exóticas cultivadas, como *Mangifera indica* y *Citrus* spp., ha permitido a algunas especies de plagas de *Anastrepha* ampliar su área de distribución original y mejorar su capacidad de reproducción. Sin embargo, estas especies continúan presentando preferencias marcadas por ciertos hospedantes nativos, lo que es probablemente indicativo de sus relaciones con sus hospedantes originales. En este sentido, las especies *A. suspensa*, *A. fraterculus* y *A. striata* se reproducen principalmente en hospedantes de la familia Myrtaceae; *A. ludens*, en Rutaceae; *A. obliqua*, en Anacardiaceae; *A. serpentina*, en Sapotaceae, y *A. grandis*, en Cucurbitaceae (Norrbom, 2004a).

Entre los hospedantes nativos de la región tropical de las Américas parece existir una asociación ancestral con plantas productoras de látex, en particular de la familia Sapotaceae. Los frutos de las sapotáceas son hospedantes frecuentes de los grupos de especies *dentata*, *leptozona*, *serpentina*, *daciformis*, *robusta* y *cryptostrepha*. Los frutos de las mirtáceas son también hospedantes muy importantes: se han registrado casi 26 especies de *Anastrepha* que se alimentan de plantas de esta familia, la mayoría de ellas del complejo de especies *A. fraterculus* (Norrbom y Kim, 1988; Norrbom *et al.*, 1999c).

## 2. Información taxonómica

**Nombre:** *Anastrepha* Schiner, 1868

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

**Posición taxonómica:** Insecta: Diptera: Tephritidae, Trypetinae, Toxotrypanini

**Nombres comunes:** véase el Cuadro 1.

**Cuadro 1.** Nombres comunes y sinónimos de especies de moscas de la fruta de gran importancia económica del género *Anastrepha*

Nombre común	Especie de <i>Anastrepha</i>	Sinónimos
Mosca sudamericana de la fruta	Complejo de especies <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 y Ojeda, 1968
Mosca de las cucurbitáceas	<i>Anastrepha grandis</i> (Macquart, 1846)	<i>Anastrepha schineri</i> Hendel, 1914
		<i>Anastrepha latifasciata</i> Hering, 1935
Mosca mexicana de la fruta	<i>Anastrepha ludens</i> (Loew, 1873)	<i>Anastrepha lathana</i> Stone, 1942
Mosca de la ciruela, mosca del mango, mosca de las Indias Occidentales	<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
Mosca del zapote o de los zapotes	<i>Anastrepha serpentina</i> (Wiedemann, 1830)	<i>Urophora vittithorax</i> Macquart, 1851
Mosca de la guayaba	<i>Anastrepha striata</i> Schiner, 1868	<i>Dictya cancellaria</i> Fabricius, 1805 (véase Norrbom <i>et al.</i> , 1999b)
Mosca del Caribe de la fruta	<i>Anastrepha suspensa</i> (Loew, 1862)	<i>Anastrepha unipuncta</i> Sein, 1933
		<i>Anastrepha longimacula</i> Greene, 1934

### 3. Detección

Las moscas de la fruta se pueden detectar mediante inspección en su forma larvaria dentro de las frutas y como pupas en los contenedores en los que se transporta la fruta, o se pueden capturar los adultos al aire libre mediante sistemas de trapeo.

#### 3.1 Inspección de las frutas

Se pueden encontrar frutas infestadas en envíos importados o exportados, en equipajes e incluso en aviones o en vehículos de transporte terrestre. Se seleccionan para inspección frutas con zonas blandas, manchas oscuras, podredumbre, orificios o lesiones cuyo origen pueda ser la oviposición por las hembras o la actividad de alimentación de las larvas. El examen visual para la detección de perforaciones realizadas por las hembras de mosca durante la oviposición debería realizarlo un experto con microscopio. Si se observan orificios de salida de larvas, se debería inspeccionar la presencia de pupas en los contenedores de fruta. No es probable encontrar larvas en el segundo y tercer estadio ni pupas cuando se recolectan y se empacan frutas inmaduras; sin embargo, esas frutas podrían hospedar huevos y larvas en el primer estadio, que son más difíciles de detectar. Las frutas potencialmente infestadas que muestren perforaciones típicas de la oviposición por las hembras de mosca se deberían abrir con un cuchillo para buscar huevos o larvas en su interior. El éxito de la detección depende de la minuciosidad en el muestreo y el examen de las frutas.

#### 3.2 Inspección de trampas

En el Apéndice 1 de la NIMF 26 (*Establecimiento de áreas libres de plagas para moscas de la fruta [Tephritidae]*) se ofrece orientación relativa al trapeo de moscas de la fruta del género *Anastrepha*. En general, los sistemas de monitoreo establecidos para la detección de adultos de moscas de la fruta en árboles, ya sea en regiones productoras de fruta o en zonas fronterizas entre países, requieren la utilización de trampas McPhail cebadas con atrayentes alimenticios o sintéticos. Los cebos, que a menudo son fuentes importantes de amonio, deberían estar reconocidos y aprobados internacionalmente (p. ej., en la NIMF 26). Los métodos específicos de distribución de trampas y los plazos de revisión de las trampas deben ajustarse a las reglamentaciones fitosanitarias del país.

### 4. Identificación

La taxonomía del género *Anastrepha* está basada en la morfología externa de los adultos y en los caracteres de la terminalia de las hembras (Stone, 1942; Hernández-Ortiz, 1992; Zucchi, 2000; Norrbom *et al.*, 2012). Los caracteres morfológicos de los estadios inmaduros de la mayoría de las especies de *Anastrepha* no están bien documentados, por lo que su utilidad para el reconocimiento de las especies es menor (White y Elson-Harris, 1992) que la morfología de los adultos. Sin embargo, hay en la bibliografía científica cierta información acerca de las estructuras de los huevos y del tercer estadio larvario que es útil para el diagnóstico de algunas especies (Steck y Wharton, 1988; Steck *et al.*, 1990; Frías *et al.*, 2006, 2008, 2009; Dutra *et al.*, 2011a, 2011b, 2012, 2013; Figueiredo *et al.*, 2011). Existen claves de identificación de larvas para las siete especies de *Anastrepha* de gran importancia económica (Sección 1, relación del Cuadro 1) (Steck *et al.*, 1990; Carroll *et al.*, 2004) pero al utilizarlas se deberían tener en cuenta sus limitaciones.

Aunque aparentemente es posible distinguir el tercer estadio larvario de algunas especies de *Anastrepha* (Berg, 1979; Steck y Wharton, 1988; Carroll y Wharton, 1989; Steck *et al.*, 1990; White y Elson-Harris, 1992; Carroll *et al.*, 2004; Frías *et al.*, 2006; Hernández-Ortiz *et al.*, 2010), en la mayoría de las especies descritas los datos disponibles están basados en muestreos muy limitados. Además, el estudio de otras especies estrechamente emparentadas que aún no han sido caracterizadas podrá hacer que disminuya la fiabilidad de este método. Por este motivo, estos diagnósticos deberían realizarlos expertos y deberían evaluar toda la información disponible. El método de identificación más fiable es criar las larvas hasta el estadio adulto.

Se cree que varias especies de plagas de *Anastrepha* comprenden múltiples especies crípticas (aún por describir) que son imposibles de distinguir morfológicamente o para cuyo reconocimiento se requiere un análisis morfométrico (Hernández-Ortiz *et al.*, 2004, 2012).

Para profundizar en esta idea, el Organismo Internacional de Energía Atómica (OIEA) ha coordinado un proyecto internacional de investigación para describir las especies crípticas del complejo de especies *A. fraterculus*. Como parte de este proyecto se ha examinado la utilidad de los métodos moleculares para el diagnóstico dentro del género. Con la información disponible, los métodos de identificación como el basado en el código de barras de ADN del gen de la *citocromo oxidasa I* no son fiables para algunas especies de dípteros, entre ellas varias especies de plagas importantes (Will *et al.*, 2005; Meier *et al.*, 2006; Virgilio *et al.*, 2010; Lopes *et al.*, 2013). Se han realizado algunos avances con el análisis del espaciador transcrito interno (ITS)1 (p. ej., Sonvico *et al.*, 2004, número de registro en GenBank AY686689) y esta información se ha relacionado con la caracterización morfológica de los especímenes y con el análisis del cariotipo, así como con estudios de apareamientos cruzados (Basso, 2003).

En consecuencia, los métodos de identificación incluidos en el presente protocolo de diagnóstico están basados en caracteres morfológicos.

## **4.1 Preparación de los adultos para la identificación**

### **4.1.1 Cría de larvas para obtener adultos**

Las frutas se disponen en jaulas cubiertas con tela o con una malla fina y con un medio de pupación estéril (p. ej., vermiculita, arena o serrín húmedos) en el fondo. Una vez que emerjan de las frutas, las larvas se trasladarán al sustrato para la pupación. Se recomienda incubar cada fruta por separado. Se deben observar todas las muestras y las pupas se deben recoger diariamente. Las pupas se colocan en recipientes con el medio de pupación y se cubren con una tapa firme que permita una ventilación adecuada. Cuando emergen los adultos, se deben mantener con vida durante 48-72 h para permitir que el tegumento y las alas adquieran rigidez y la coloración característica de la especie. A continuación los adultos se introducen en etanol al 70 % (etanol al 96 % para los estudios moleculares del ADN), que los mata y conserva, o bien se los mata con acetato de etilo o con algún otro agente y se montan en alfileres. En el caso de las hembras, inmediatamente después de matarlas (antes de que se endurezcan) es útil presionar suavemente la parte apical del preabdomen con unas pinzas y luego presionar la base y el ápice del oviscapto para exponer la punta del acúleo (para que no sea necesario diseccionarla posteriormente).

### **4.1.2 Preparación de los adultos para el examen microscópico**

Para el reconocimiento de los estadios adultos de las especies se debería conservar el espécimen completo, ya sea en seco (fijado con un alfiler) o en etanol al 70 %. El examen de las alas y del acúleo es especialmente importante. El examen del acúleo se debe realizar con un aumento de aproximadamente 400×. El ala y el acúleo de cada espécimen se pueden montar bajo dos cubreobjetos independientes en un mismo portaobjetos. La disección y el montaje solamente debería realizarlos una persona con experiencia, ya que la disección de la terminalia de la hembra de *Anastrepha* es difícil y las partes útiles se dañan con facilidad.

#### **4.1.2.1 Acúleo**

Para diseccionar el oviscapto (sintergosternito 7), la membrana eversible y el acúleo de una hembra es preferible cortar el abdomen completo. En el caso de los especímenes conservados en seco (fijados con un alfiler) para retirar el abdomen se recomienda utilizar unas tijeras de disección finas. Es necesario limpiar el abdomen, para lo cual se puede colocar en una solución de hidróxido sódico (NaOH) al 10 % o de hidróxido de potasio (KOH) al 10 % y calentar en un baño de agua en ebullición durante 10-15 min, lavar la estructura con agua destilada y luego retirar el contenido del interior con ayuda de una lupa binocular y unas pinzas de disección. El acúleo y la membrana eversible deberían quedar expuestos. En este paso es posible examinar el acúleo al microscopio directamente en una o dos gotas de glicerina. Posteriormente, la estructura se puede transferir a un microvial con glicerina y

fijarse con un alfiler bajo el espécimen montado en seco. Para las preparaciones permanentes, procédase según se describe en la Sección 4.1.2. Si el acúleo se monta de forma permanente en posición ventral, se impide la observación de algunos caracteres que se aprecian mejor en la vista lateral, por lo cual suele ser preferible la conservación en un microvial con glicerina.

#### **4.1.2.2 Alas**

Los caracteres de las alas normalmente se pueden observar sin montarlas, por lo que no se recomienda hacerlo como práctica general. Podrá ser necesario para realizar estudios morfométricos, pero no lo es para la observación de los caracteres utilizados en la clave de la Sección 4.3.2. Si se realizan preparaciones permanentes, se recomienda cortar una de las alas desde la base (se prefiere el ala derecha porque facilita la comparación con las imágenes descritas en las publicaciones científicas y en este protocolo de diagnóstico).

## **4.2 Preparación de las larvas para la identificación**

### **4.2.1 Manipulación de la muestra biológica**

Como se indica en la Sección 4, para la identificación definitiva podrá ser necesaria la observación de los caracteres de los adultos. Si se encuentran estadios inmaduros se recomienda conservar unas pocas larvas para su examen morfológico tratándolas con agua caliente (Sección 4.2.2) y a continuación almacenándolas en etanol al 70 %. El resto de las larvas y las pupas se crían con el fin de obtener especímenes adultos para la identificación (Sección 4.1.1).

El examen morfológico de las larvas (Sección 4.2.2) se puede realizar con larvas sin montar, mediante una lupa binocular; con larvas montadas en un portaobjetos, utilizando un microscopio compuesto, o bien con larvas secadas a punto crítico, utilizando un microscopio electrónico de barrido. El montaje de las larvas en portaobjetos puede impedir el posterior análisis de caracteres morfológicos. En las larvas montadas en portaobjetos puede examinarse la morfología externa (p. ej., los espiráculos anteriores y posteriores, las carinas bucales) y también estructuras internas, como el esqueleto cefalofaríngeo (figuras 21-44), utilizando un microscopio óptico con un objetivo de 20×, 40× o más aumentos. La morfología externa de las larvas solo se puede observar detalladamente y a gran resolución con un microscopio electrónico de barrido (figuras 45-61). Por lo tanto, no se recomienda montar en portaobjetos todos los especímenes de una muestra o la única larva disponible para el diagnóstico, sino que se deberían guardar larvas sin montar para futuros análisis.

### **4.2.2 Preparación de las larvas para el examen microscópico**

Con el fin de preparar los especímenes de larvas vivas para el examen, se deben someter a tratamiento en agua caliente (por ejemplo, durante 2-4 min a aproximadamente 65 °C). Tras dejar enfriar las larvas hasta temperatura ambiente, se sumergen en alcohol al 50 % durante 15-30 min y luego se transfieren los especímenes a un vial hermético (de 15-25 ml) lleno de alcohol al 70 %. Es aconsejable dotar al vial de una etiqueta con toda la información sobre la muestra. Estas muestras están listas para su examen con lupa binocular o para su posterior preparación a efectos del montaje en portaobjetos o del examen con microscopio electrónico de barrido.

Con el fin de preparar los especímenes para el montaje en portaobjetos es necesario retirar (limpiar) todo el contenido interno para permitir la observación de la cutícula, la abertura bucal, el esqueleto cefalofaríngeo y los espiráculos anteriores, así como la placa espiracular posterior y los lóbulos anales. Para ello se realizan dos incisiones transversales en la larva, una por detrás de la región cefálica y los espiráculos anteriores, y otra antes del segmento caudal. A continuación, la larva se debe sumergir en un tubo de ensayo con una solución de NaOH al 10 % o de KOH al 10 % y calentarse en un baño de agua en ebullición durante 10-15 min. Después, el contenido interior del espécimen puede retirarse cuidadosamente con unas pinzas y agua destilada con ayuda de una lupa binocular (con un aumento de al menos 45×).

Se pueden realizar preparaciones permanentes sobre portaobjetos con bálsamo del Canadá o Euparal. Antes de proceder a ello, las estructuras limpias se deben deshidratar colocándolas en soluciones de etanol al 50 %, al 75 % y al 100 %, durante 25 min en cada una. Para la preparación con bálsamo del Canadá, los especímenes se deberían transferir a esencia de espliego durante 15 min para aclararlos y montarlos inmediatamente sobre un portaobjetos con una o dos gotas de bálsamo del Canadá. Cuando se utilice Euparal como medio de montaje, las estructuras se deberían transferir desde el etanol al 100 % a esencia de clavo durante unos 30 min para aclararlas antes de montarlas. En ambos casos los portaobjetos se deben dejar secar durante varios días (aunque se puede reducir el tiempo colocándolos en un horno), pero se pueden examinar al microscopio con pocos aumentos inmediatamente después del montaje. Los portaobjetos se deberían etiquetar.

Para la observación con microscopio electrónico de barrido, los especímenes (almacenados en alcohol) se deben limpiar primero en los viales con agua destilada a la que se ha añadido una gota de jabón líquido como agente tensioactivo. A continuación deberían aclararse bien con agua destilada y deshidratarse pasándolos por una serie de baños de etanol al 70 %, 80 % y 95 %, y tres de etanol puro (15 min en cada baño). Los especímenes se deberían secar a punto crítico y recubrirse con oro-paladio (Carroll y Wharton, 1989). Se pueden encontrar técnicas similares en otras fuentes (p. ej., Frías *et al.*, 2006, 2008, 2009).

### 4.3 Identificación morfológica de los adultos

#### 4.3.1 Identificación del género *Anastrepha* Loew

Adultos (Figura 1). Cabeza (Figura 2-A): normalmente amarilla con dos a ocho setas frontales y una o dos setas orbitales (en ocasiones, ausencia de la seta orbital posterior); seta ocelar por lo general muy débil o indiferenciada; presencia de setas postocelar, central y vertical lateral. Tórax (figuras 2-B, 3): macrosetas del tórax normalmente negras, pardo-rojizas o naranjas, rara vez amarillas doradas; escudo normalmente de amarillo a naranja, en ocasiones predominantemente en pardo oscuro o a veces con franjas o manchas pardas oscuras o negras, siempre con dos a cinco franjas amarillas; mesonoto con las siguientes setas: una postpronotal, dos notopleurales, una supra-alar presutural, una supra-alar postsutural, una postalar, una intra-alar, una dorsocentral, una acrostical (raramente ausente) y dos escutelares.

Alas (Figura 4): presencia de discontinuidad subcostal; vena transversa *R-M* en posición distal o media de la celda discal (*dm*); celda basal cubital (*bcu*) con extensión posteroapical bien desarrollada; vena *M* por lo general claramente recurvada anteriormente en el ápice (de forma acusada en todas las especies que son plagas) y que no se conecta con la vena costal en un ángulo de 90°. Patrón alar con bandas de color naranja a pardo con el siguiente perfil típico: la banda costal (*C*), en la base del margen costal, incluye toda vena *R<sub>1</sub>*, la celda subcostal y el pterostigma; la banda *S* se extiende desde el ápice de la celda *bcu* a través de la celda *dm* y la vena transversa *R-M*, alcanza el margen costal y continúa hasta el ápice del ala; la banda *V*, con forma de “V” invertida, presenta un brazo proximal (banda subapical), a lo largo de la vena transversa *DM-cu*, y un brazo distal (banda apical posterior), que surge de la celda *m*, convergentes en la celda *r<sub>4+5</sub>*; brazo distal con frecuencia incompleto o ausente. Este patrón alar típico está modificado en algunas especies de importancia económica (véase la clave de especies de la Sección 4.3.2).

Terminalia de los machos (Figura 5): epandrio extendido en vista lateral con el surstilo lateral corto o elongado; surstilo central más corto que el lateral con dos prensisetas apicales robustas negruzcas; proctígero membranoso, escasamente esclerotizado lateral y ventralmente; falo elongado, generalmente más largo que el oviscapto de la hembra; distifalo ligeramente esclerotizado con un esclerito apical en forma de “T”, distifalo a veces ausente en especies que no son plagas.

Terminalia de las hembras (Figura 6): oviscapto tubular de longitud variable; membrana eversible (normalmente invertida dentro del oviscapto) en el ápice con un conjunto de ganchos esclerotizados (también llamado rásper) en su parte dorsal; acúleo (normalmente invertido dentro de la membrana eversible y del oviscapto) con una fuerte esclerotización, algunas veces con márgenes laterales aserrados en el ápice.

### 4.3.2 Clave para los adultos de especies de gran importancia económica del género *Anastrepha*

Clave adaptada de Hernández-Ortiz *et al.* (2010). Si desea información acerca de las estructuras morfológicas y sobre otras especies de *Anastrepha*, consulte Norrbom *et al.* (2012). En los cuadros 2 y 4 se presentan los caracteres morfológicos para el diagnóstico del género *Anastrepha*.

1. Ala con la banda C interrumpida justo al final de la vena  $R_1$  por una marca hialina bien delimitada en la celda  $r_1$ ; presencia de setas orbitales anteriores y posteriores; brazo distal de la banda V generalmente presente al menos de manera parcial, pero si está ausente, entonces el patrón alar es de color pardo oscuro o negruzco ..... **2**
  - Ala con la banda C completa desde la base hasta el ápice del ala, algunas veces difusa en la celda  $r_1$ ; seta orbital posterior a menudo ausente; brazo distal de la banda V ausente. Todos los siguientes caracteres deben estar presentes: mitad basal de la banda S completa desde el ápice de la celda  $bcu$  a través de la vena transversa  $R-M$  y conectada con la banda C; celda  $r_{2+3}$  completamente pigmentada en toda su longitud; vena  $R_{2+3}$  prácticamente recta en toda su longitud; celda  $br$  por lo general hialina entre las venas  $BM-Cu$  y  $R-M$  (Figura 7); terguitos abdominales amarillos; escudo con franjas dorsocentrales pardo oscuras; acúleo de la hembra extremadamente largo (5,3-6,2 mm) y habitualmente de más de 0,10 mm de ancho; punta del acúleo con dientes en forma de “V”, márgenes laterales no aserrados (Figura 14); presencia de distifalo en los machos. (Las larvas infestan los melones) ..... ***Anastrepha grandis* (Macquart)**
2. Escudo predominantemente pardo oscuro con franjas de pardas a negras ..... **3**
  - Escudo amarillo o naranja, sin manchas pardo oscuras excepto en ocasiones sobre la sutura escudo-escutelar ..... **4**
3. Patrón alar mayoritariamente pardo oscuro; brazo distal de la banda V completamente ausente (Figura 8); terguitos abdominales predominantemente pardo oscuros con una marca central blanca en forma de “T”; pleura torácica mayoritariamente parda que contrasta fuertemente con unas manchas amarillas; acúleo de la hembra de 2,6-3,8 mm de longitud, punta del acúleo de 0,37-0,46 mm de longitud y 0,14-0,17 mm de anchura con márgenes laterales finamente aserrados en 0,5-0,7 distal (Figura 15). (Las larvas infestan los frutos de las sapotáceas) ..... ***Anastrepha serpentina* (Wiedemann)**
  - Patrón alar predominantemente naranja y ligeramente pardo; brazo distal de la banda V normalmente presente (Figura 9); terguitos abdominales y pleura amarillos o naranjas; escudo con dos franjas amplias dorsocentrales conectadas en el margen posterior en forma de “U”, sin sétulas en una pequeña zona sobre la sutura transversal pero con microtriquias blancas densas que contrastan con las sétulas negras; acúleo de la hembra de 1,95-2,30 mm de longitud y punta ancha de 0,24-0,31 mm de longitud y 0,17-0,20 mm de anchura (Figura 16). (Las larvas infestan las guayabas) ..... ***Anastrepha striata* Schiner**
4. Banda apical anterior del ala (= sección distal de la banda S) estrecha o de anchura moderada y que no alcanza el ápice de la vena  $M$ ; banda V con brazos separados en el vértice superior o bien unidos pero con una amplia marca hialina entre ellos y la vena  $M$ ; sutura escudo-escutelar con o sin una mancha parda central; acúleo variable ..... **5**
  - Banda apical anterior del ala (= sección distal de la banda S) extremadamente ancha, que alcanza el ápice de la vena  $M$ ; banda V ancha y completa, con brazos ampliamente conectados en el vértice superior, marca hialina entre ellos y vena  $M$  pequeña o ausente (Figura 10); presencia por lo general de un gran punto pardo redondeado en la parte central de la sutura escudo-escutelar; acúleo de la hembra de 1,4-1,6 mm de longitud, punta de 0,19-0,23 mm de longitud y 0,10-0,13 mm de anchura, márgenes laterales aserrados en 0,50-0,65 distal (Figura 17)..... ***Anastrepha suspensa* (Loew)**

5. Longitud del acúleo de la hembra menor que 2,0 mm (generalmente de 1,4-1,9 mm), punta corta y ancha con grandes dientes en los lados; otros caracteres variables .....**6**

– Longitud del acúleo de la hembra mayor que 2,5 mm (generalmente de 3,3-5,8 mm); punta del acúleo de 0,28-0,42 mm de longitud, con una constricción moderada cerca de su parte media; márgenes laterales no aserrados o finamente aserrados en 0,55 distal o menos (Figura 18); subescutelo siempre con manchas pardas laterales evidentes que en ocasiones se extienden al medioterguito (Figura 3-B); patrón alar como en la Figura 11. (Las larvas normalmente infestan los cítricos y el mango).....**Anastrepha ludens (Loew)**

6. Subescutelo completamente amarillo, solo el medioterguito presenta manchas pardas laterales (Figura 3-C); ausencia de mancha parda en la sutura escudo-escutelar; punta del acúleo de 0,16-0,20 mm de longitud, con serraduras laterales en los dos tercios o cuatro quintos distales (Figura 19); patrón alar como en la Figura 12. (Las larvas normalmente infestan los mangos o los frutos de *Spondias*) ..... **Anastrepha obliqua (Macquart)**

– Presencia de amplias manchas pardo oscuras a negras laterales en medioterguito y subescutelo (Figura 3-A); presencia por lo general de mancha parda en sutura escudo-escutelar; acúleo de 1,4-1,9 mm de longitud, punta del acúleo de 0,20-0,28 mm de largo, con márgenes laterales provistos de 8 a 14 dientes que ocupan los dos quintos a tres quintos distales (Figura 20); patrón alar variable (Figura 13) ..... **Complejo de especies *Anastrepha fraterculus* (Wiedemann)**

#### 4.4 Identificación morfológica del tercer estadio larvario

##### 4.4.1 Clave para el tercer estadio larvario de géneros de Tephritidae de gran importancia económica en las Américas

Clave adaptada de Frías *et al.* (2006). Si desea más información sobre la morfología de las larvas de estos géneros y especies relacionadas, consulte White y Elson-Harris (1992), Carroll *et al.* (2004) y Frías *et al.* (2006, 2008).

1. Mandíbula de más de 0,3 mm de longitud. Apodema ventral de la mandíbula ancho y redondeado en el ápice (Figura 26). Pelos espiraculares más cortos que la anchura de la abertura espiracular central (Figura 49).....***Toxotrypana Gerstaecker***

– Mandíbula de menos de 0,3 mm de longitud. Apodema ventral de la mandíbula agudo en el ápice (figuras 22-24). Pelos espiraculares más largos que la anchura de la abertura espiracular central (como en la Figura 50) .....**2**

2. Puente hipofaríngeo estrecho en la zona subapical del esclerito hipofaríngeo (Figura 21). Presencia de dientes preorales y orales (Figura 47); carinas bucales por lo general no aserradas (figuras 45, 47). Grupo de sensilios dorsolaterales equidistante entre la antena y el palpo maxilar.....***Rhagoletis Loew***

– Puente hipofaríngeo estrecho en la parte media del esclerito hipofaríngeo (como en las figuras 27-32). Ausencia de dientes preorales y orales; carinas bucales habitualmente con márgenes aserrados (Figura 48). Grupo de sensilios dorsolaterales más cerca del palpo maxilar que de la antena **3**

3. Región posterior de la mandíbula sin cuello definido (Figura 23). Ausencia de tubérculo caudal (Figura 59)..... ***Anastrepha Schiner***

– Región posterior de la mandíbula con cuello definido (figuras 22, 24). Presencia de tubérculo caudal (Figura 60). .....**4**

4. Carinas bucales con dientes redondeados más cortos (Figura 48) .....***Ceratitis McLeay***

– Carinas bucales con dientes largos y puntiagudos (a diferencia del caso anterior) .....***Bactrocera Macquart***

#### 4.4.2 Clave para el tercer estadio larvario de especies de gran importancia económica del género *Anastrepha*

Clave adaptada de Steck *et al.* (1990). En el Cuadro 3 se presentan los caracteres morfológicos del tercer estadio larvario para el diagnóstico de las especies de *Anastrepha*.

La distribución geográfica y los hospedantes se mencionan solamente como información adicional sobre el origen frecuente de la especie.

1. Espiráculos posteriores prominentes respecto de la superficie corporal; o bien setas o procesos conspicuos en la mayoría de los segmentos corporales; o bien aberturas espiraculares posteriores sinuosas ..... **No Tephritidae**
- Espiráculos posteriores prácticamente a nivel de la superficie corporal; si hay presencia de tubérculos, solamente en el segmento caudal; aberturas espiraculares posteriores elongadas u ovals (figuras 49-50) (Tephritidae)..... **2**
2. Dientes preorales quitinizados y prominentes adyacentes a la abertura bucal, o esclerito dental conspicuo (Figuras 45, 47); y/o tubérculos caudales muy desarrollados; o larvas tomadas de la papaya sin tubérculos caudales y con sensilios caudales muy reducidos ..... **Otros Tephritidae (no *Anastrepha*)**
- Ausencia de dientes preorales y esclerito dental ausente o poco visible (Figura 48); tubérculos caudales moderadamente desarrollados como máximo ..... (*Anastrepha*) **3**
3. Presencia, en dos o más segmentos abdominales, de espínulas dorsales independientes y cónicas, en menos de cinco o seis filas en los segmentos torácicos T2 y T3 (Figura 61); procesos espiraculares posteriores SP-I y SP-IV (Figura 46) con una media de seis o más troncos con cerdas de, como mínimo, un tercio de la longitud de la abertura espiracular (figuras 40, 44)..... **4**
- Ausencia de espínulas dorsales en todos los segmentos abdominales o, si están presentes, solamente en el segmento abdominal A1 (algunos especímenes de *A. ludens*) ..... **5**
4. Espiráculo anterior con 28-37 túbulos (Figura 43); esqueleto cefalofaríngeo como en la Figura 32. (Principales hospedantes: las larvas se desarrollan en frutos de Cucurbitaceae; distribución: de Panamá a la Argentina)..... ***Anastrepha grandis***
- Espiráculo anterior con 12 a 23 túbulos (Figura 39); esqueleto cefalofaríngeo como en la Figura 31. (Principales hospedantes: las larvas se desarrollan en frutos de Myrtaceae; distribución: región tropical de las Américas) ..... ***Anastrepha striata***
5. Presencia de espínulas dorsales en el segmento torácico T3 (Figura 61)..... **6**
- Ausencia de espínulas dorsales en el segmento torácico T3 (a diferencia del caso anterior)..... **7**
6. Carinas bucales en 11 a 17 filas, habitualmente con márgenes enteros; espiráculos anteriores con 12 a 20 túbulos (figuras 33, 51); aberturas espiraculares posteriores de longitud 3,1-4,6 veces mayor que la anchura (Figura 34). Esqueleto cefalofaríngeo como en la Figura 27. (Principales hospedantes: las larvas se desarrollan en frutos de *Citrus* spp. [Rutaceae] o de *Mangifera indica*; distribución: desde el sur de Texas, en los Estados Unidos, hasta Panamá) ..... ***Anastrepha ludens***
- Carinas bucales en 8 a 11 filas con dientes robustos, claramente redondeados y muy espaciados; espiráculos anteriores con 9 a 15 túbulos (Figura 41); aberturas espiraculares posteriores de longitud 2,5-3,5 veces mayor que la anchura (Figura 42). Esqueleto cefalofaríngeo como en la Figura 29. (Principales hospedantes: las larvas se desarrollan en frutos de Myrtaceae; distribución: Florida en los Estados Unidos y las Antillas)..... ***Anastrepha suspensa***

7. Procesos espiraculares posteriores SP-I y SP-IV con 5 a 11 (por término medio 8) troncos basales cortos (Figura 36); carinas bucales habitualmente en 12 a 14 filas; espiráculo anterior con 13 a 19 túbulos en una única fila (Figura 35); lóbulos anales generalmente bífidos (como en la Figura 57). Esqueleto cefalofaríngeo como en la Figura 30. (Principales hospedantes: las larvas se desarrollan en frutos de Sapotaceae; distribución: región tropical de las Américas).....  
 ..... *Anastrepha serpentina*

– Procesos espiraculares posteriores SP-I y SP-IV con 8 a 18 (por término medio 13) troncos basales largos; carinas bucales en 7 a 10 filas; espiráculo anterior con 9 a 18 túbulos en una única fila (como en la Figura 34); lóbulos anales enteros o bífidos (figuras 57, 58) .....**8**

8. Procesos espiraculares posteriores SP-II generalmente con tres a seis troncos basales; aberturas espiraculares posteriores de longitud 3,0–4,9 veces mayor que la anchura (Figura 38). Esqueleto cefalofaríngeo como en la Figura 28. (Principales hospedantes: las larvas se desarrollan en frutos de Anacardiaceae; distribución: región tropical de las Américas, incluidas las Antillas).....  
 ..... *Anastrepha obliqua*

– Procesos espiraculares posteriores SP-II generalmente con cuatro a nueve troncos basales; aberturas espiraculares posteriores de longitud 2,5-4,0 veces mayor que la anchura (Figura 46). (Distribución: región tropical de las Américas)..... **Complejo de especies *Anastrepha fraterculus* (Weidemann)**

**Cuadro 2.** Caracteres morfológicos para el diagnóstico del género *Anastrepha* empleados en las claves del presente protocolo

Estado de desarrollo biológico	Estructura	Descripción
Larva	Mandíbula	Menos de 0,3 mm de longitud; región posterior sin cuello definido; ausencia de diente preapical
	Espiráculos posteriores	Pelos espiraculares más largos que la anchura de las aberturas espiraculares centrales
	Puente hipofaríngeo	Estrecho, situado en la parte media del esclerito hipofaríngeo
	Dientes preorales y orales	Ausentes
	Carinas bucales	Generalmente aserradas
	Órgano sensorial oral	Dilatado
Adulto	Quetotaxia de la cabeza	De dos a ocho setas frontales y una o dos setas orbitales; setas ocelares muy poco desarrolladas o apenas visibles; setas postocelares monocromas
	Quetotaxia del mesonoto	Una seta postpronotal, dos notopleurales, una supra-alar presutural, una supra-alar postsutural, una postalar, una intra-alar, una dorsocentral, una acrostical (raramente ausente) y dos escutelares.
	Alas	Venas: vena <i>M</i> por lo general claramente recurvada anteriormente en el ápice (de forma acusada en todas las especies que son plagas) y que no se conecta con la vena costal en un ángulo de 90°; vena transversa <i>r-m</i> en posición distal o media de la celda discal ( <i>dm</i> ), celda basal cubital ( <i>bcu</i> ) con extensión posteroapical bien desarrollada
		Patrón alar: banda C en la base del margen costal; banda S (desde el ápice de la celda <i>bcu</i> a través de la celda <i>dm</i> y la vena transversa <i>r-m</i> ); banda V, con forma de "V" invertida, que presenta un brazo proximal (banda subapical), sobre <i>dm-cu</i> , y un brazo distal (banda apical posterior), que surge de la celda <i>m</i> , convergentes en la celda <i>R</i> <sub>4+5</sub>
	Genitalia de los machos	Surstilo lateral corto o elongado; surstilo central más corto que el lateral con dos prensisetas apicales; proctígero escasamente esclerotizado lateral y ventralmente; distifalo ligeramente esclerotizado con un esclerito apical en forma de "T"; distifalo a veces ausente en especies que no son plagas
Genitalia de las hembras	Oviscapto tubular de longitud variable; membrana eversible en el ápice con un conjunto de ganchos esclerotizados (también llamado rásper) en su parte dorsal; acúleo con una fuerte esclerotización, de longitud variable, algunas veces con márgenes laterales aserrados en el ápice	

**Cuadro 3.** Caracteres morfológicos del tercer estadio larvario para el diagnóstico de especies de *Anastrepha*

Especie	Estructura	Descripción
Complejo de especies <i>Anastrepha fraterculus</i>	Carinas bucales	7 a 10 filas
	Espiráculo anterior	9 a 18 túbulos en una única fila
	Espínulas dorsales	Segmentos abdominales: ausentes
		Segmentos torácicos: ausentes en T3
	Espiráculos posteriores	SP-I y SP-IV con 10 a 17 troncos largos; SP-II generalmente con 6 a troncos; aberturas de longitud 2,5–3,5 veces mayor que la anchura
Lóbulos anales	Enteros en algunas poblaciones, bífidos en otras	
<i>Anastrepha grandis</i>	Carinas bucales	8 a 13 filas
	Espiráculo anterior	28 a 37 túbulos
	Espínulas dorsales	Segmentos abdominales: presencia en dos o más segmentos
		Segmentos torácicos: presencia en T2 y T3
	Espiráculos posteriores	SP-I y SP-IV con seis o más troncos con cerdas de longitud un tercio de la longitud de la abertura espiracular
Lóbulos anales	Bífidos	
<i>Anastrepha ludens</i>	Carinas bucales	11 a 17 filas; márgenes enteros
	Espiráculo anterior	12 a 20 túbulos
	Espínulas dorsales	Segmentos abdominales: presencia en A1
		Segmentos torácicos: presencia en T3
	Espiráculos posteriores	Aberturas de longitud 3,1–4,6 veces mayor que la anchura
Lóbulos anales	Bífidos	
<i>Anastrepha obliqua</i>	Carinas bucales	7 a 10 filas
	Espiráculo anterior	9 a 18 túbulos en una única fila
	Espínulas dorsales	Segmentos abdominales: ausencia
		Segmentos torácicos: ausencia en T3
	Espiráculos posteriores	SP-I y SP-IV con 10 a 17 troncos largos; SP-II generalmente con 3 a 6 troncos; aberturas de longitud 3-4,5 veces mayor que la anchura
Lóbulos anales	Enteros	

Especie	Estructura	Descripción
<i>Anastrepha serpentina</i>	Carinas bucales	12 a 18 filas
	Espiráculo anterior	13 a 19 túbulos en una única fila
	Espínulas dorsales	Segmentos abdominales: ausencia
		Segmentos torácicos: ausencia en T3
	Espiráculos posteriores	SP-I y SP-IV con seis a nueve troncos cortos
Lóbulos anales	Generalmente bífidos (ocasionalmente enteros)	
<i>Anastrepha striata</i>	Carinas bucales	5 a 8 filas
	Espiráculo anterior	12 a 23 túbulos
	Espínulas dorsales	Segmentos abdominales: presencia en dos o más segmentos; segmentos torácicos: presencia en T2 y T3
	Espiráculos posteriores	SP-I y SP-IV con seis o más troncos, longitud de las cerdas de un tercio o más de la longitud de la abertura espiracular
	Lóbulos anales	Enteros o parcialmente bífidos
<i>Anastrepha suspensa</i>	Carinas bucales	8 a 11 filas; márgenes con dientes robustos, claramente redondeados y muy espaciados
	Espiráculo anterior	9 a 15 túbulos
	Espínulas dorsales	Segmentos abdominales: ausencia
		Segmentos torácicos: presencia en T3
	Espiráculos posteriores	Aberturas de longitud 2,5-3,5 veces mayor que la anchura
Lóbulos anales	–	

**Cuadro 4.** Caracteres morfológicos de los adultos para el diagnóstico de especies de *Anastrepha*

Especie	Estructura	Descripción
Complejo de especies <i>Anastrepha fraterculus</i>	Quetotaxia de la cabeza	Presencia de seta orbital posterior
	Tórax	Presencia de amplias manchas pardas laterales en medioterguito y subescutelo; sutura escudo-escutelar generalmente con mancha central parda
	Alas	Brazo distal de la banda S con desarrollo normal, que no alcanza el ápice de la vena <i>M</i> ; banda V conectada con o separada de la banda S en el vértice superior
	Genitalia de las hembras	Acúleo de 1,4-1,9 mm de longitud; punta del acúleo de 0,20-0,28 mm de longitud; márgenes laterales con 8 a 14 dientes que ocupan los dos quintos a tres quintos distales
<i>Anastrepha grandis</i>	Quetotaxia de la cabeza	Setas orbitales posteriores generalmente ausentes
	Tórax	Escudo con franjas dorsocentrales pardo oscuras
	Alas	Banda C completa a lo largo de la vena costal; mitad basal de la banda S (en la celda discal) completa desde el ápice de la celda <i>bcu</i> a través de la vena transversa <i>R-M</i> y conectada con la banda C por arriba; celda <i>r</i> <sub>2+3</sub> completamente pigmentada en toda su longitud; vena <i>R</i> <sub>2+3</sub> prácticamente recta; celda <i>br</i> por lo general hialina entre las venas <i>bm-cu</i> y <i>r-m</i>
	Genitalia de las hembras	Acúleo extremadamente largo (5,3-6,2 mm) y habitualmente de más de 0,10 mm de ancho; punta del acúleo con dientes en forma de "V", márgenes laterales no aserrados
<i>Anastrepha ludens</i>	Quetotaxia de la cabeza	Presencia de seta orbital posterior
	Tórax	Subescutelo siempre con manchas pardas laterales, que en ocasiones se extienden al medioterguito
	Alas	Banda V generalmente no conectada con la banda S y con brazos separados en el vértice superior
	Genitalia de las hembras	Acúleo generalmente de 3,3-5,8 mm de longitud; punta del acúleo de 0,28-0,42 mm de longitud, 0,12-0,14 mm de anchura, con una constricción moderada cerca de su parte media; márgenes laterales no aserrados o finamente aserrados en 0,55 distal o menos
<i>Anastrepha obliqua</i>	Quetotaxia de la cabeza	Presencia de seta orbital posterior
	Tórax	Subescutelo completamente amarillo, solo el medioterguito presenta manchas pardas laterales; sutura escudo-escutelar sin mancha central parda
	Alas	Brazo distal de la banda S con desarrollo normal, que no alcanza el ápice de la vena <i>M</i> ; banda V generalmente conectada con la banda S en el vértice superior
	Genitalia de las hembras	Acúleo menor de 2,0 mm de longitud; punta del acúleo de 0,16-0,20 mm de longitud, con serraduras laterales en los dos tercios a cuatro quintos distales

Especie	Estructura	Descripción
<i>Anastrepha serpentina</i>	Quetotaxia de la cabeza	Presencia de seta orbital posterior
	Tórax	Tórax predominantemente pardo o pardo rojizo que contrasta con manchas amarillas; escudo predominantemente pardo con tres franjas amarillas
	Alas	Patrón alar predominantemente pardo oscuro; brazo distal de la banda V completamente ausente
	Genitalia de las hembras	Acúleo de 2,6-3,8 mm de longitud; punta del acúleo de 0,37-0,46 mm de longitud, 0,14-0,17 mm de anchura, márgenes laterales finamente aserrados en 0,5-0,7 distal
<i>Anastrepha striata</i>	Quetotaxia de la cabeza	Presencia de seta orbital posterior
	Tórax	Escudo con dos franjas amplias dorsocentrales conectadas en el margen posterior en forma de "U", sin sétulas en una pequeña zona sobre la sutura transversal
	Alas	Patrón alar predominantemente naranja y pardo; brazo distal de la banda V presente o ausente
	Genitalia de las hembras	Acúleo de 1,95-2,30 mm de longitud; punta del acúleo ancha, de 0,24-0,31 mm de longitud, 0,17-0,20 mm de anchura
<i>Anastrepha suspensa</i>	Quetotaxia de la cabeza	Presencia de seta orbital posterior
	Tórax	Sutura escudo-escutelar con un gran punto negro redondeado en la parte central; medioterguito completamente amarillo o con manchas pardas laterales
	Alas	Banda apical anterior (= sección distal de la banda S) extremadamente ancha y que alcanza el ápice de la vena M; banda V ancha, completa y con brazos ampliamente conectados en el vértice superior
	Genitalia de las hembras	Acúleo de 1,4-1,6 mm de longitud; punta del acúleo de 0,19-0,23 mm de longitud, 0,10-0,13 mm de anchura, márgenes laterales aserrados en 0,50-0,65 distal

## 5. Registros

Los registros y las pruebas deberían conservarse según lo descrito en la Sección 2.5 de la NIMF 27 (*Protocolos de diagnóstico para las plagas reglamentadas*).

En los casos en los que el diagnóstico pueda repercutir en otras partes contratantes, los registros y el material de referencia (en particular, los especímenes preservados o montados en portaobjetos y las fotografías de estructuras morfológicas distintivas, según corresponda) deberán depositarse en un museo o en otra colección permanente.

## 6. Puntos de contacto para información adicional

Puede obtenerse información adicional sobre este protocolo en las siguientes fuentes:

Instituto de Ecología A.C., Red de Interacciones Multitróficas, Xalapa, Veracruz (México) (Vicente Hernández-Ortiz; correo electrónico: [vicente.hernandez@inecol.mx](mailto:vicente.hernandez@inecol.mx)).

Systematic Entomology Laboratory, United States Department of Agriculture (USDA), Washington, D.C. (Estados Unidos) (Allen L. Norrbom; correo electrónico: [anorrbom@sel.barc.usda.gov](mailto:anorrbom@sel.barc.usda.gov)).

Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz (ESALQ), Universidade de São Paulo (USP), Departamento de Entomologia, Piracicaba (Brasil) (Roberto A. Zucchi; correo electrónico: [razucchi@usp.br](mailto:razucchi@usp.br)).

Universidad Metropolitana de Ciencias de la Educación, Instituto de Entomología, Santiago (Chile) (Daniel Frías; correo electrónico: [daniel.frias@umce.cl](mailto:daniel.frias@umce.cl)).

Florida Department of Agriculture and Consumer Services, Division of Plant Industry, Gainesville, FL (Estados Unidos) (Gary Steck; correo electrónico: [gary.steck@freshfromflorida.com](mailto:gary.steck@freshfromflorida.com)).

Universidad de Buenos Aires, Facultad de Agronomía, Buenos Aires (Argentina) (Alicia Basso; correo electrónico: [bassoalicia@yahoo.com](mailto:bassoalicia@yahoo.com)).

APHIS, United States Department of Agriculture (USDA), Mission Laboratory, TX (Estados Unidos) (Norman B. Barr; correo electrónico: [Norman.B.Barr@aphis.usda.gov](mailto:Norman.B.Barr@aphis.usda.gov)).

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

Podrán presentar una solicitud de revisión de un protocolo de diagnóstico las organizaciones nacionales de protección fitosanitaria (ONPF), las organizaciones regionales de protección fitosanitaria (ORPF) o los órganos auxiliares de la Comisión de Medidas Fitosanitarias (CMF) por conducto de la Secretaría de la Convención Internacional de Protección Fitosanitaria ([ippc@fao.org](mailto:ippc@fao.org)), que a su vez remitirá la solicitud al Grupo técnico sobre protocolos de diagnóstico (GTPD).

## 7. Agradecimientos

Este protocolo fue redactado por V. Hernández-Ortiz (Instituto de Ecología A.C., Red de Interacciones Multitróficas, México, véase la sección anterior) con la colaboración de N. Vaccaro (Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria, Estación Experimental Concordia, Argentina) y A. Basso (Universidad de Buenos Aires, Facultad de Agronomía, Argentina, véase la sección anterior).

Asimismo, los siguientes expertos colaboraron de forma destacada en la elaboración del presente protocolo:

A.L. Norrbom (Laboratorio de Entomología Sistemática [SEL], Departamento de Agricultura de los Estados Unidos [USDA], *Smithsonian Institution*, Estados Unidos, véase la sección anterior)

R.A. Zucchi (Escuela Superior de Agricultura Luiz de Queiroz, Universidad de Sao Paulo, Brasil, véase la sección anterior)

D. Frías (Universidad Metropolitana de Ciencias de la Educación, Chile, véase la sección anterior)

N.B. Barr (Servicio de Inspección Zoonosológica y Fitosanitaria [APHIS], Departamento de Agricultura de los Estados Unidos [USDA], Estados Unidos, véase la sección anterior)

G. Steck (Departamento de Agricultura y Servicios al Consumidor de Florida, División de Industria Vegetal [FDACS-DPI], Estados Unidos, véase la sección anterior)

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 (Universidad La Trobe, *Bioprotection, Biosciences Research Division, Department of Environment and Primary Industries* [Victoria], Australia)

V. Balmès (Anses, *Laboratoire de la santé des végétaux, Unité entomologie et plantes invasives*, Francia).

## 8. Referencias

En la presente norma refiere a las Normas Internacionales para Medidas Fitosanitarias. Las NIMF se encuentran disponibles en el Portal fitosanitario internacional (PFI): <https://www.ippc.int/es/core-activities/standards-setting/ispms>).

**Aluja, M., Piñero, J., Jácome, I., Díaz-Fleischer, F. y Sivinski, J.** 1999. Behavior of flies in the genus *Anastrepha* (Trypetinae: Toxotrypanini). En: Aluja, M. y Norrbom, A.L., eds. *Fruit flies (Tephritidae): Phylogeny and evolution of behavior*, págs. 375-406. Boca Ratón, Florida (Estados Unidos), 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*. Universidad de Buenos Aires, Buenos Aires (Argentina). (Tesis doctoral).

**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 págs.

**Cáceres, C., Segura, D.F., Vera, M.T., Wornoayporn, V., Cladera, J.L., Teal, P., Sapountzis, P., Bourtzis, P., Zacharopoulou, A. y 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, págs. 152-165.

**Carroll, L.E., Norrbom, A.L., Dallwitz, M.J. y Thompson, F.C.** 2004. *Pest fruit flies of the world: Larvae*. Versión: 8 de diciembre de 2006. (Disponible en <http://delta-intkey.com/ffl/>, consultado el 18 de marzo de 2015).

**Carroll, L.E. y Wharton, R.A.** 1989. *Morphology of the immature stages of Anastrepha ludens (Diptera: Tephritidae)*. *Annals of the Entomological Society of America*, 82, págs. 201-214.

**Dutra, V.S., Ronchi-Teles, B., Steck, G.J. y 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), págs. 857-862.

**Dutra, V.S., Ronchi-Teles, B., Steck, G.J. y 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), págs. 16-24.

**Dutra, V.S., Ronchi-Teles, B., Steck, G.J. y 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), págs. 529-538.

**Dutra, V.S., Ronchi-Teles, B., Steck, G.J. y 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), págs. 13-17.

**Figueiredo, J.V.A., Perondini, A.L.P., Ruggiro, E.M., Prezotto, L.F. y Selivon, D.** 2011. External egg-shell morphology of *Anastrepha* fruit flies (Diptera: Tephritidae). *Acta Zoologica*, Estocolmo (Suecia), doi: 10.1111/j.1463-6395.2011.00533.x.

**Foote, R.H., Blanc, F.L. y Norrbom, A.L.** 1993. *Handbook of the fruit flies (Diptera: Tephritidae) of America North of Mexico*. Ithaca, Nueva York (Estados Unidos), Comstock Publishing Associates, Cornell University Press. 571 págs.

**Frías, D., Hernández-Ortiz, V. y López Muñoz, L.** 2009. Description of the third-instar of *Anastrepha leptozona* Hendel (Diptera: Tephritidae). *Neotropical Entomology*, 38(4), págs. 491-496.

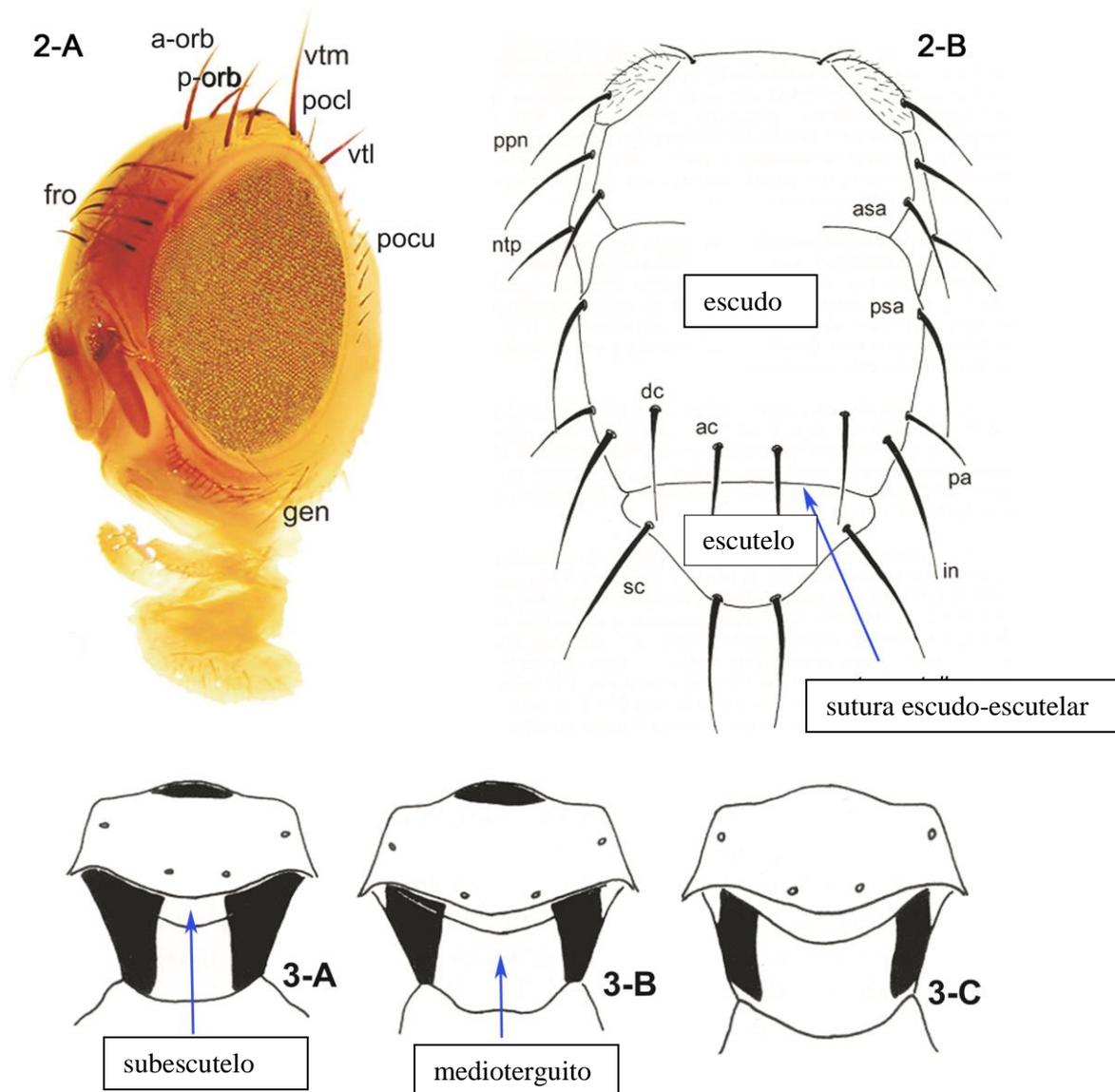
- Frías, D., Hernández-Ortiz, V., Vaccaro, N., Bartolucci, A. y Salles, L.** 2006. Comparative morphology of immature stages in some frugivorous species of fruit flies (Diptera: Tephritidae). En *Biotaxonomy of the Tephritoidea* (Freidberg, A., ed.), *Israel Journal of Entomology*, 35-36, págs. 423-457.
- Frias, D., Selivon, D. y Hernández-Ortiz, V.** 2008. Taxonomy of immature stages: New morphological characters for Tephritidae larvae identification. En *Fruit flies of economic importance: From basic to applied knowledge* (Malavasi, A., Sugayama, R., Zucchi, R., y Sivinski, J., eds.). Actas del Simposio Internacional sobre Moscas de la Fruta de Importancia Económica, Salvador (Brasil), 10-15 septiembre de 2006, págs. 29-44.
- Hernández-Ortiz, V.** 1992. *El género Anastrepha Schiner en México. Taxonomía, distribución y sus plantas huéspedes*. Publicación n.º 33. Xalapa (México), Instituto de Ecología. 167 págs.
- Hernández-Ortiz, V. y Aluja, M.** 1993. Listado de especies del género neotropical *Anastrepha* (Diptera: Tephritidae) con notas sobre su distribución y plantas hospederas. *Folia Entomológica Mexicana*, 88, págs. 89-105.
- Hernández-Ortiz, V., Bartolucci A.F., Morales-Valles, P., Frías, D. y 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), págs. 305-318.
- Hernández-Ortiz, V., Gómez-Anaya, J.A., Sánchez, A., McPheron, B.A. y 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, págs. 487-499.
- Hernández-Ortiz, V., Guillén-Aguilar, J. y López, L.** 2010. Taxonomía e Identificación de Moscas de la Fruta de Importancia Económica en América. En *Moscas de la Fruta: Fundamentos y Procedimientos para su Manejo* (Montoya, P., Toledo, J. y Hernández, E., eds.), págs. 49-80. México, D.F. (México), S y G Editores.
- Lopes, G.N., Arias, O.R., Cónsoli, F.L. y Zucchi, R.A.** 2013. The identity of specimens of the *Anastrepha fraterculus* complex (Diptera, Tephritidae) with atypical aculeus tip. *Neotropical Entomology*, 42(6), págs. 618-627.
- Malavasi, A., Morgante, J.S. y 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, págs. 286-292.
- Meier, R., Shiyang, K., Vaidya, G., y Ng, P.K.** 2006. DNA barcoding and taxonomy in Diptera: A tale of high intraspecific variability and low identification success. *Systematic Biology*, 55(5), págs. 715-728.
- Norrbon, A.L.** 2004a. Host plant database for *Anastrepha* and *Toxotrypana* (Diptera: Tephritidae: Toxotrypanini). *Diptera Data Dissemination Disk* (CD-ROM) 2.
- Norrbon, A.L.** 2004b. Updates to biosystematic database of world Diptera for Tephritidae through 1999. *Diptera Data Dissemination Disk* (CD-ROM) 2.
- Norrbon, A.L.** 2010. *Fruit Fly (Diptera: Tephritidae) Taxonomy Pages*. Beltsville, Maryland (Estados Unidos), Laboratorio de Entomología Sistemática, Servicio de Investigación agrícola (ARS) del Departamento de Agricultura de los Estados Unidos (USDA). (Disponible en <http://www.sel.barc.usda.gov/diptera/tephriti/tephriti.htm>, consultado el 18 de octubre de 2010).
- Norrbon, A.L., Carroll, L.E. y Freidberg, A.** 1999a. Status of knowledge. En *Fruit fly expert identification system and systematic information database* (Thompson, F.C., ed.), págs. 9-47. *Myia* (1998) 9, vii + 524 págs. y *Diptera Data Dissemination Disk* (CD-ROM) (1998) 1.
- Norrbon, A.L., Carroll, L.E., Thompson, F.C., White, I.M. y Freidberg, A.** 1999b. Systematic database of names. En *Fruit fly expert identification system and systematic information database* (Thompson, F.C., ed.), págs. 65-251. *Myia* (1998) 9, vii + 524 págs. y *Diptera Data Dissemination Disk* (CD-ROM) (1998) 1.

- Norrbom, A.L. y Kim, K.C.** 1988. *A list of the reported host plants of the species of Anastrepha (Diptera: Tephritidae)*. Departamento de Agricultura de los Estados Unidos, APHIS 81-52. 114 págs.
- Norrbom, A.L., Korytkowski, C.A., Zucchi, R.A., Uramoto, K., Venable, G.L., McCormick, J. y Dallwitz, M.J.** 2012. *Anastrepha and Toxotrypana: Descriptions, illustrations, and interactive keys*. Versión: 31 de agosto de 2012. (Disponible en <http://delta-intkey.com>, consultado el 18 de marzo de 2015).
- Norrbom, A.L., Zucchi, R.A. y Hernández-Ortiz, V.** 1999c. Phylogeny of the genera *Anastrepha* and *Toxotrypana* (Trypetinae: Toxotrypanini) based on morphology. En: Aluja, M. y Norrbom, A.L., eds. *Fruit flies (Tephritidae): Phylogeny and evolution of behavior*, págs. 299-342. Boca Ratón, Florida (Estados Unidos), CRC Press.
- Prokopy, R.J. y Roitberg, B.D.** 1984. Foraging behavior of true fruit flies. *American Scientist*, 72, págs. 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, págs. 367-381.
- Selivon, D., Vretos, C., Fontes, L. y Perondini, A.L.P.** 2004. New variant forms in the *Anastrepha fraterculus* complex (Diptera, Tephritidae). En *Proceedings of the 6th International Symposium on Fruit Flies of Economic Importance* (Barnes, B.N., ed.), Stellenbosch (Sudáfrica), 2004, págs. 253-258. Stellenbosch (Sudáfrica), Isteg Scientific Publications.
- Sonvico, A., Benseñor, L., Basso, A. y Quesada-Allué, L.A.** 2004. *Anastrepha fraterculus internal transcribed spacer 1, complete sequence*. Número de muestra AY686689 de GenBank.
- Steck, G.J., Carroll, L.E., Celedonio-Hurtado, H. y 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, págs. 333-346.
- Steck, G.J. y 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, págs. 994-1003.
- Stone, A.** 1942. *The fruit flies of the genus Anastrepha*. Departamento de Agricultura de los Estados Unidos (USDA) Miscellaneous Publication 439. Washington, D.C. (Estados Unidos), USDA, págs. 1-112, 2012. (Disponible en <http://www.sel.barc.usda.gov/diptera/tephriti/tephriti.htm>).
- Vera, M.T., Cáceres, C., Wornoyaporn, V., Islam, A., Robinson, A.S., De La Vega, M.H., Hendrichs, J. y 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, págs. 387-397.
- Virgilio, M., Backeljau, T., Nevado, B., y De Meyer, M.** 2010. Comparative performances of DNA barcoding across insect orders. *BMC Bioinformatics*, 11(1), pág 206.
- White, I.M. y Elson-Harris, M.M.** 1992. *Fruit flies of economic significance: Their identification and bionomics*. Wallingford (Reino Unido), CABI. 601 págs.
- Will, K.W., Mishler, B.D. y Wheeler, Q.D.** 2005. The perils of DNA barcoding and the need for integrative taxonomy. *Systematic Biology*, 54, págs. 844-851.
- Zucchi, R.A.** 2000. Taxonomia. En Malavasi, A. y Zucchi, R.A., eds. *Moscas-das-frutas de importância econômica no Brasil. Conhecimento básico e aplicado*, págs. 13-24. Riberao Preto (Brasil), Holos Editora.

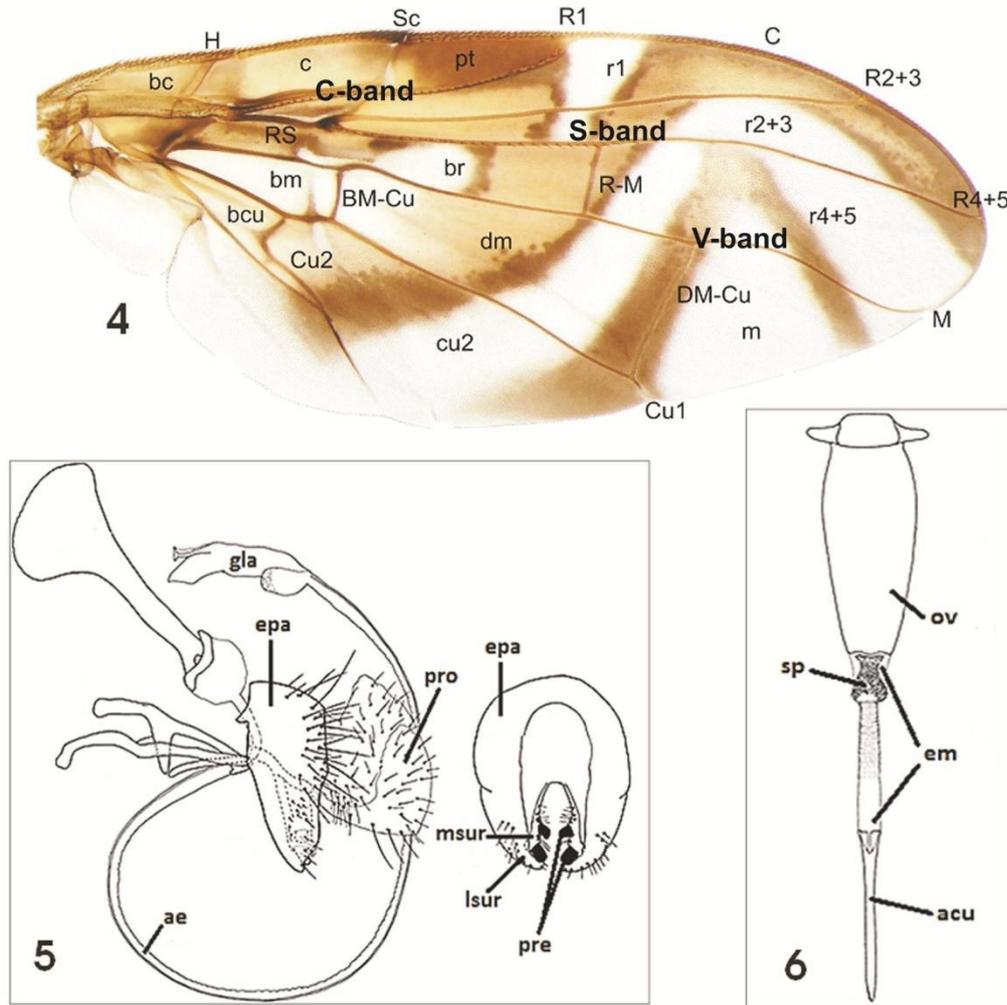
## 9. Figuras



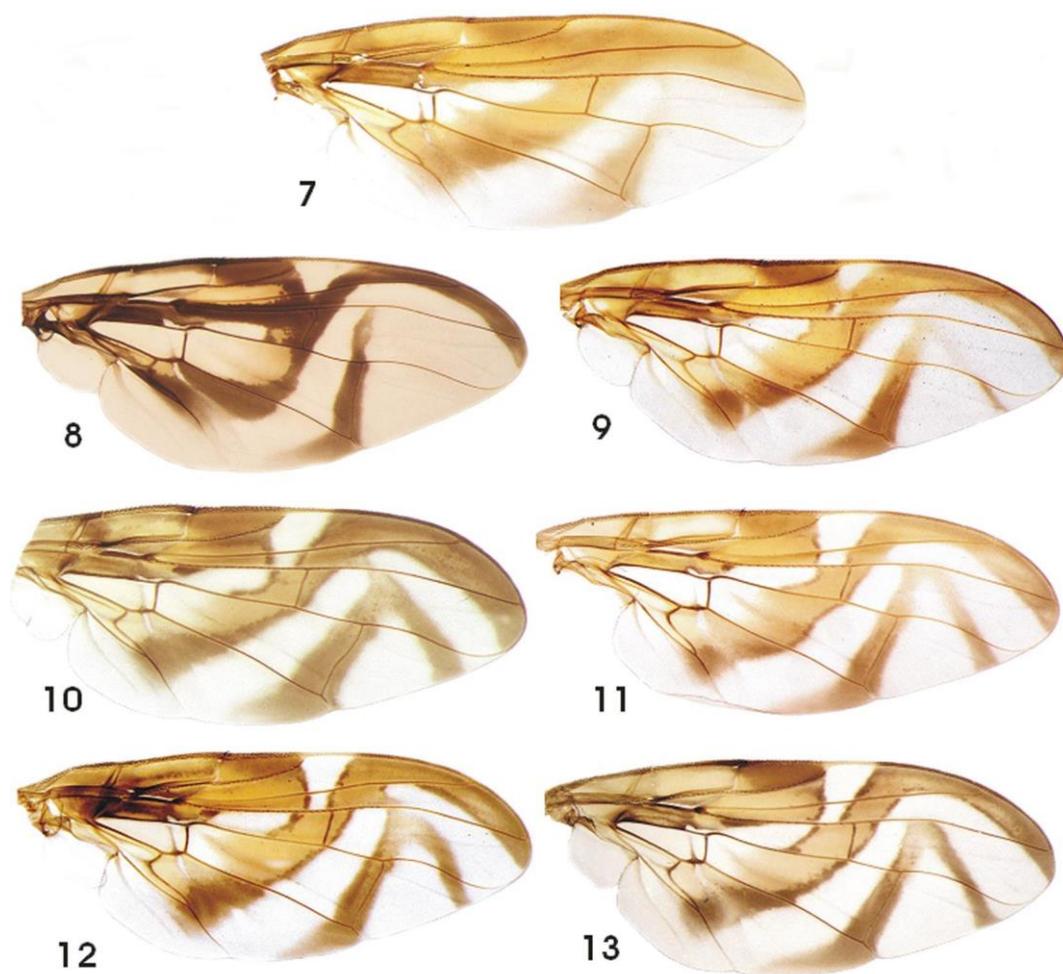
**Figura 1.** Hábitus general de hembra adulta de *Anastrepha ludens* (mosca mexicana de la fruta) en vista dorsal. Microfotografía por gentileza de V. Hernández-Ortiz.



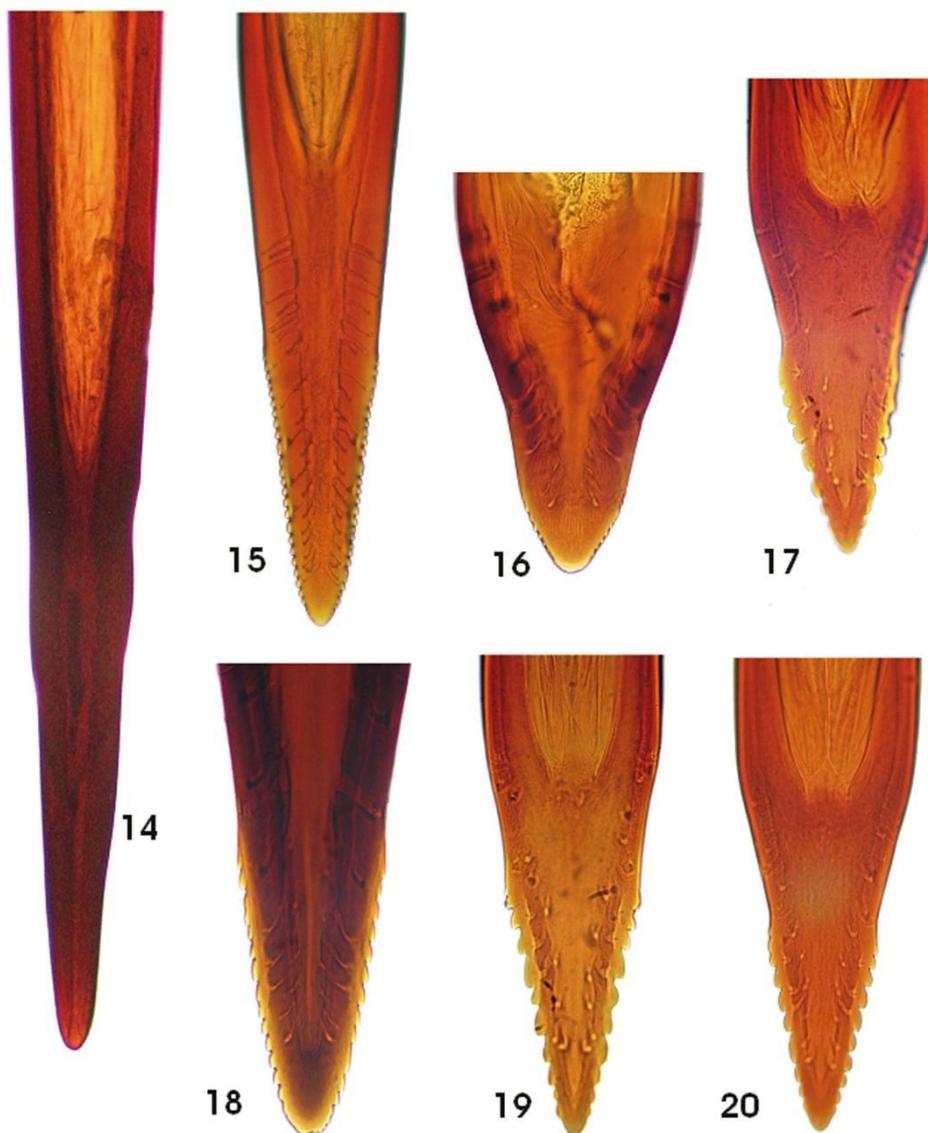
**Figuras 2-3.** 2-A) Morfología de la cabeza de las especies de *Anastrepha*, vista frontolateral. *a-orb*: setas orbitales anteriores; *fro*: setas frontales; *gen*: gena; *pocl*: setas postoculares; *pocu*: setas postoculares; *p-orb*: seta orbital posterior; *vtl*: seta vertical lateral; *vtm*: seta vertical central. 2-B) Vista dorsal y quetotaxia del tórax. *ac*: acrostical; *asa*: supra-alar presutural; *dc*: dorsocentral; *in*: intra-alar; *ntp*: notopleurales; *pa*: postalar; *ppn*: postpronotal; *psa*: supra-alar postsutural; *sc*: escutelares. 3) Medioterguito y subescutelo, vista posterodorsal: 3-A) *A. fraterculus*; 3-B) *A. ludens*, y 3-C) *A. obliqua*.  
 Fuente: Figura 1-A adaptada de Hernández-Ortiz et al. (2010); figuras 2 y 3 adaptadas de Hernández-Ortiz (1992).



**Figuras 4-6.** 4) Patrón alar de *Anastrepha* y nomenclatura de las venas y las celdas (vista dorsal). 5) Terminalia del macho de las especies de *Anastrepha*. *ae*: edeago; *epa*: epandrio; *gla*: distifalo; *lsur*: surstilo lateral; *msur*: surstilo central; *pre*: prensisetas; *pro*: proctígero. 6) Terminalia de la hembra de las especies de *Anastrepha*. *acu*: acúleo; *em*: membrana eversible; *ov*: oviscapto; *sp*: ganchos esclerosados (ráspes).  
 Fuente: Figura 4 adaptada de Hernández-Ortiz et al. (2010); figuras 5 y 6 adaptadas de Norrbom et al. (2012).

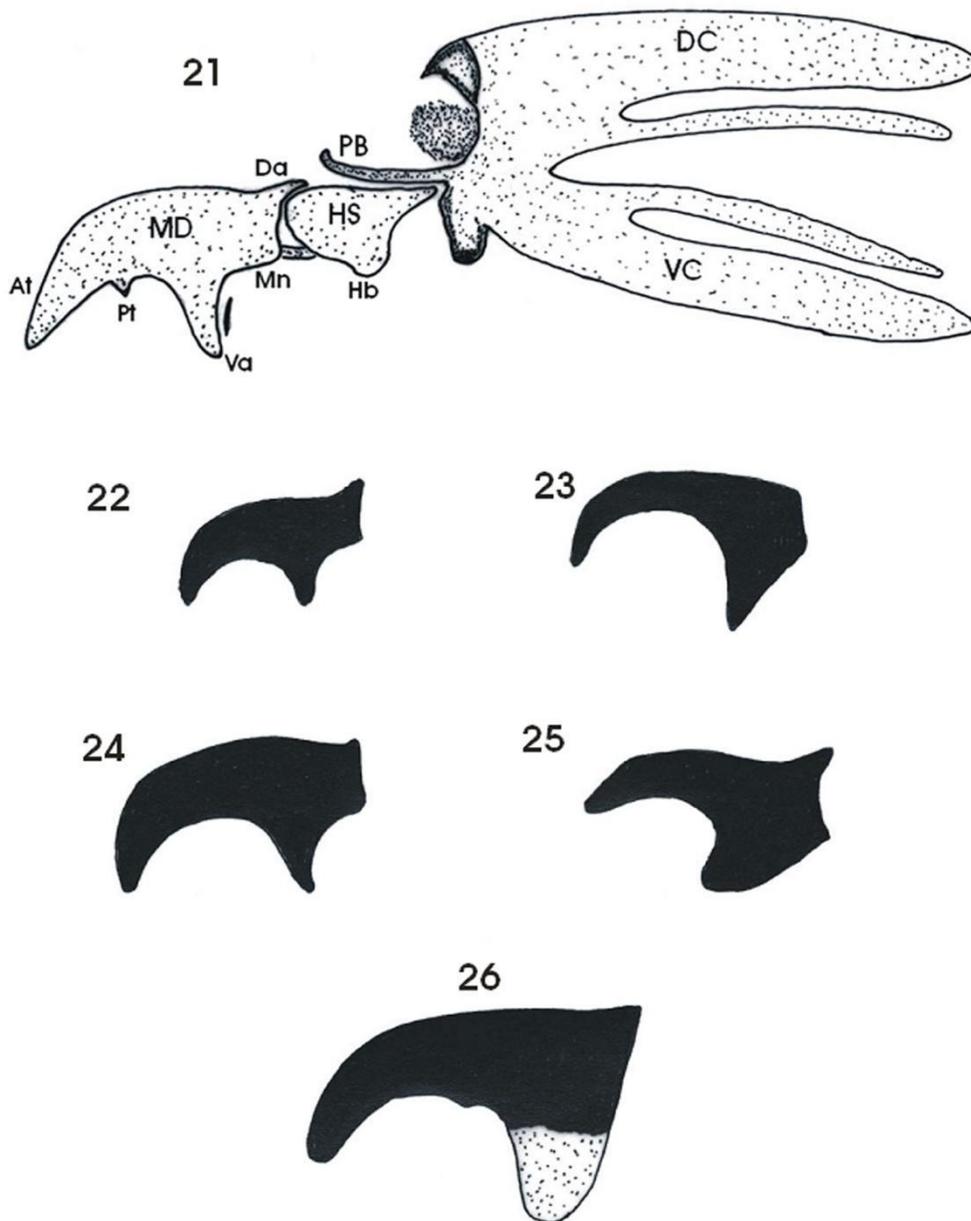


**Figuras 7-13.** Patrón alar de varias especies de *Anastrepha*: **7)** *A. grandis*; **8)** *A. serpentina*; **9)** *A. striata*; **10)** *A. suspensa*; **11)** *A. ludens*; **12)** *A. obliqua*, y **13)** *A. fraterculus* (Brasil).  
Fuente: Todas las figuras se han adaptado de Hernández-Ortiz et al. (2010).

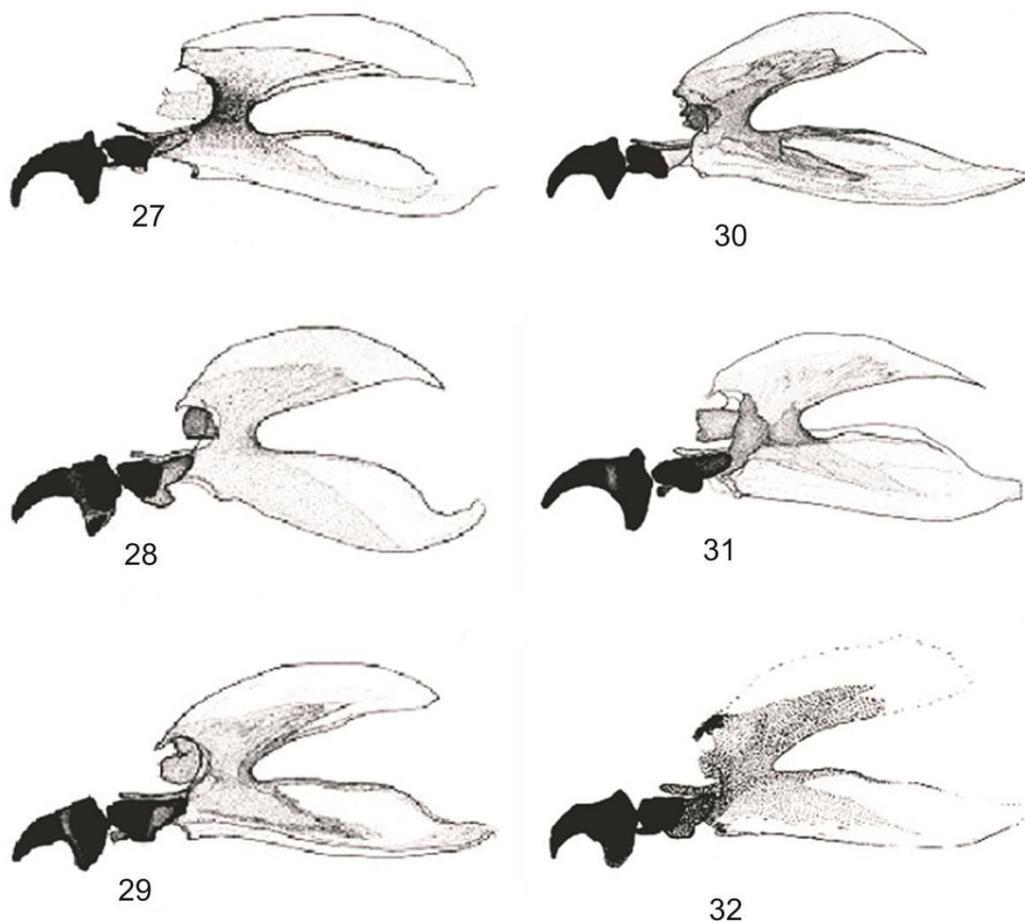


**Figuras 14-20.** Morfología de la punta del acúleo de especies de *Anastrepha* de gran importancia económica. **14)** *A. grandis*; **15)** *A. serpentina*; **16)** *A. striata*; **17)** *A. suspensa*; **18)** *A. ludens*; **19)** *A. obliqua*; y **20)** *A. fraterculus* (Brasil).

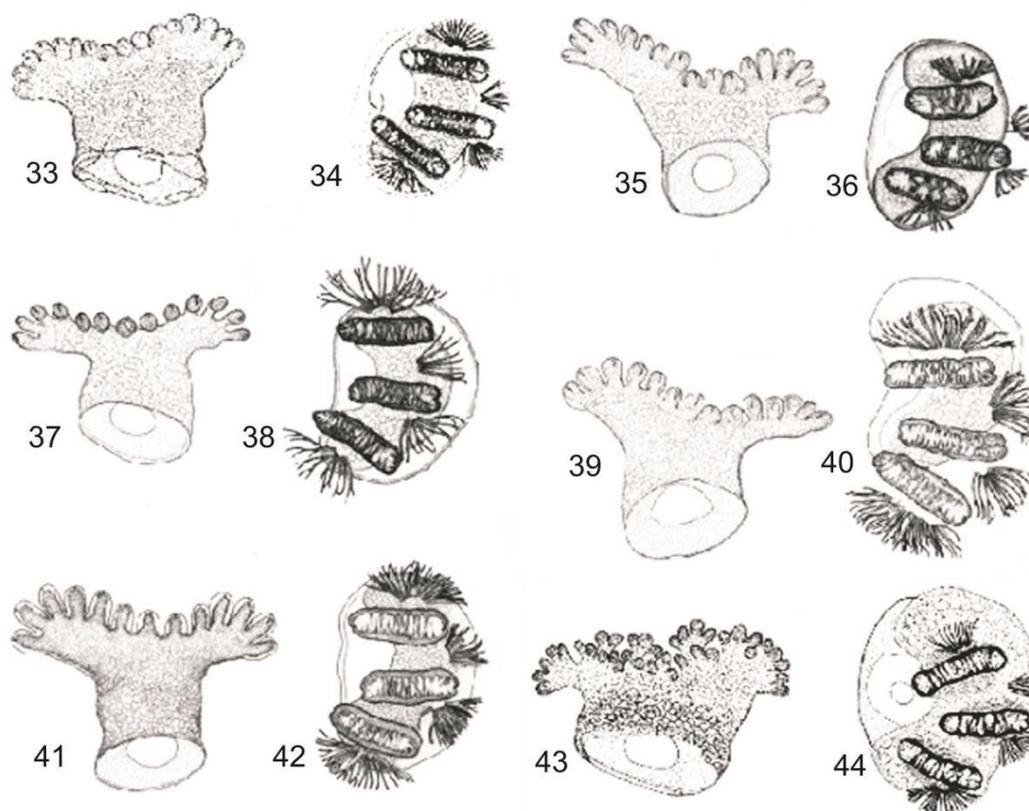
Fuente: Todas las figuras se han adaptado de Hernández-Ortiz et al. (2010).



**Figuras 21-26.** 21) Morfología del esqueleto cefalofaríngeo del tercer estadio larvario. Vista lateral del gancho mandibular del tercer estadio larvario: 22) *Ceratitís capitata*; 23) *Anastrepha obliqua*; 24) *Bactrocera dorsalis*; 25) *Rhagoletis tomatis*, y 26) *Toxotrypana* sp. At: diente apical; DC: cuerno dorsal; DS: esclerito dental; Hb: puente hipofaríngeo; HS: esclerito hipofaríngeo; MD: mandíbula; Mn: cuello de la mandíbula; PB: barra parastomal; Pt: diente preapical; Va: apodema ventral, VC: cuerno ventral.  
Fuente: Todas las figuras se han adaptado de Frías et al. (2006).

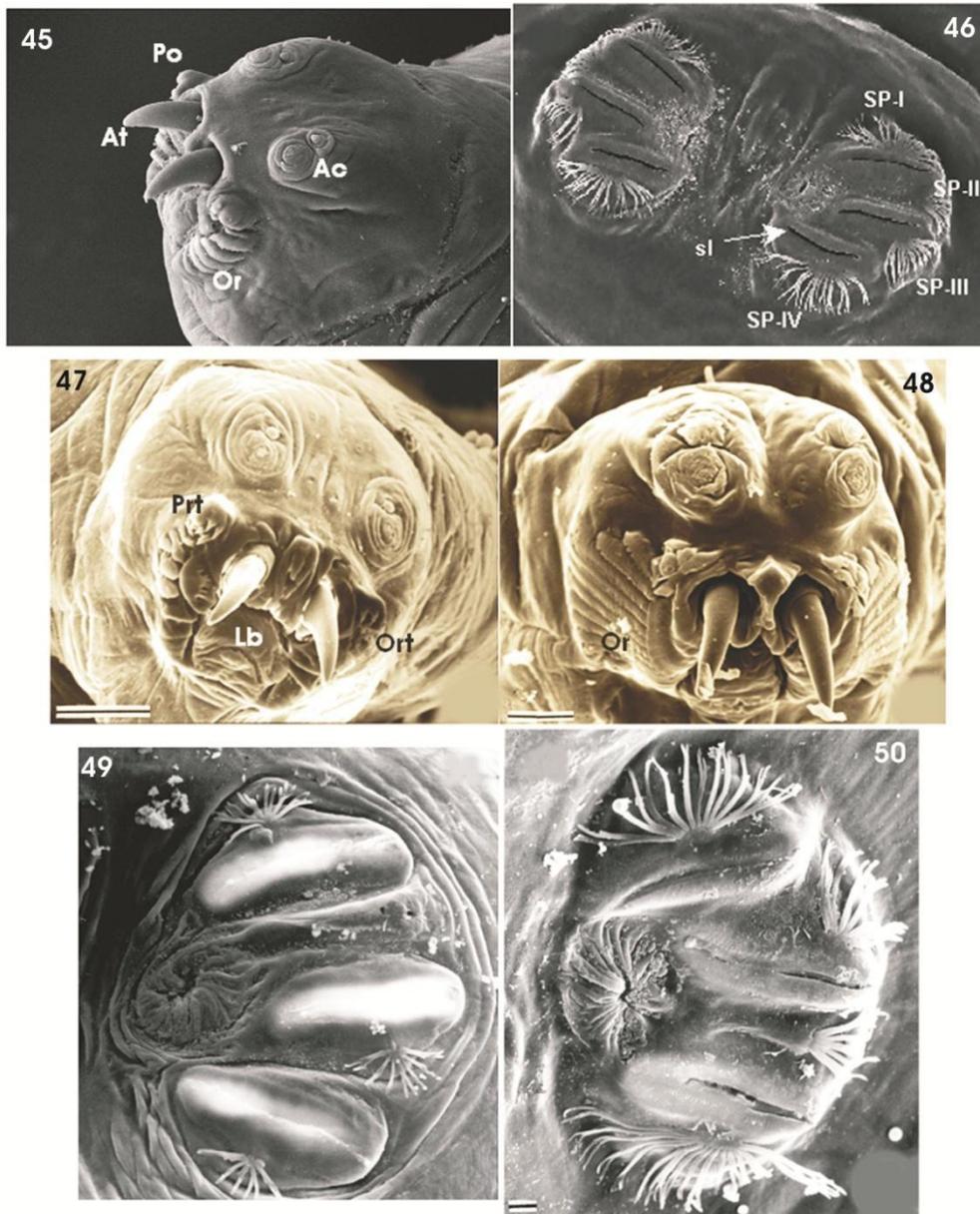


**Figuras 27-32.** Esqueleto cefalofaríngeo del tercer estadio larvario de varias especies de *Anastrepha*: **27)** *A. ludens*; **28)** *A. obliqua*; **29)** *A. suspensa*; **30)** *A. serpentina*; **31)** *A. striata*; y **32)** *A. grandis*.  
 Fuente: Todas las figuras se han adaptado de Carroll et al. (2004).



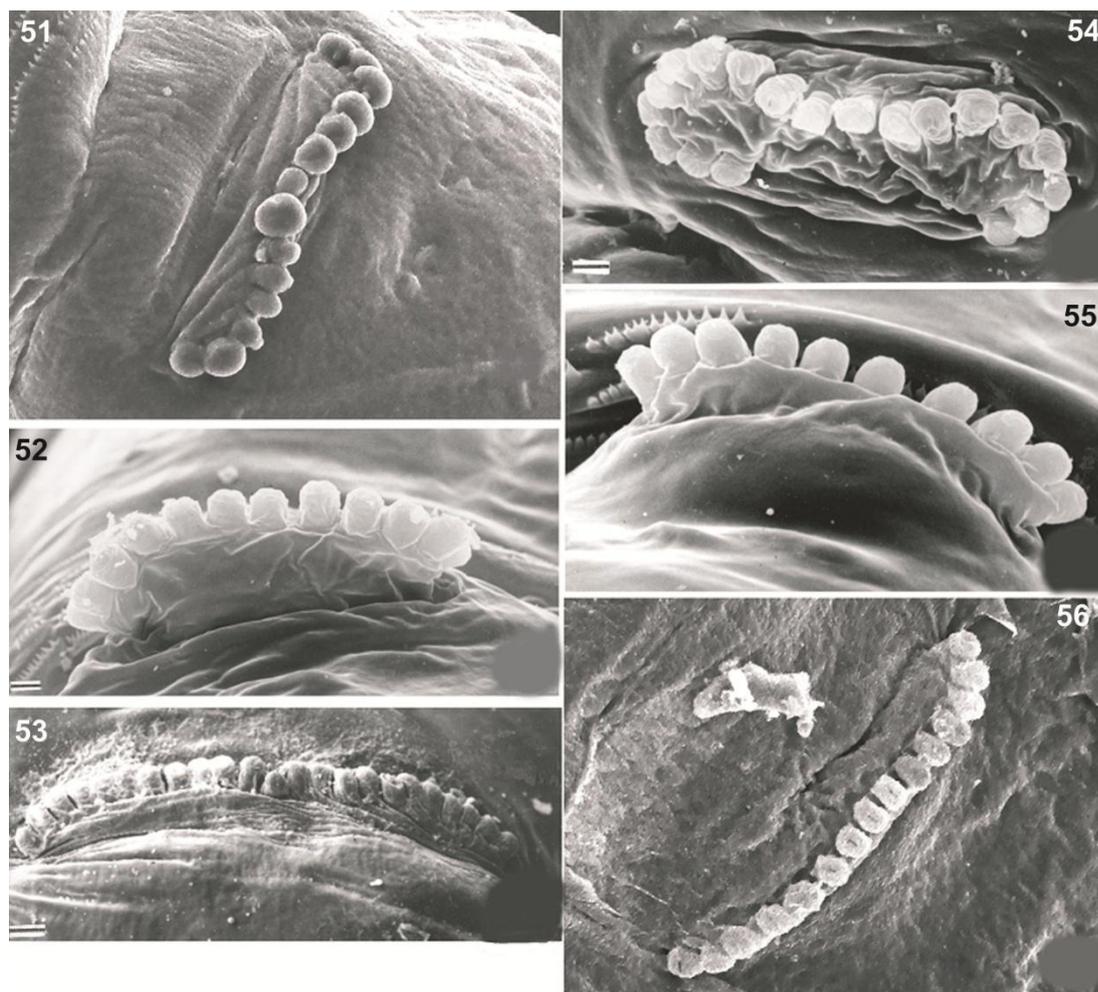
**Figuras 33-44.** Espiráculos anteriores y posteriores del tercer estadio larvario de varias especies de *Anastrepha*: 33, 34) *A. ludens*; 35, 36) *A. serpentina*; 37, 38) *A. obliqua*; 39, 40) *A. striata*; 41, 42) *A. suspensa*; y 43, 44) *A. grandis*.

Fuente: Todas las figuras se han adaptado de Carroll et al. (2004).



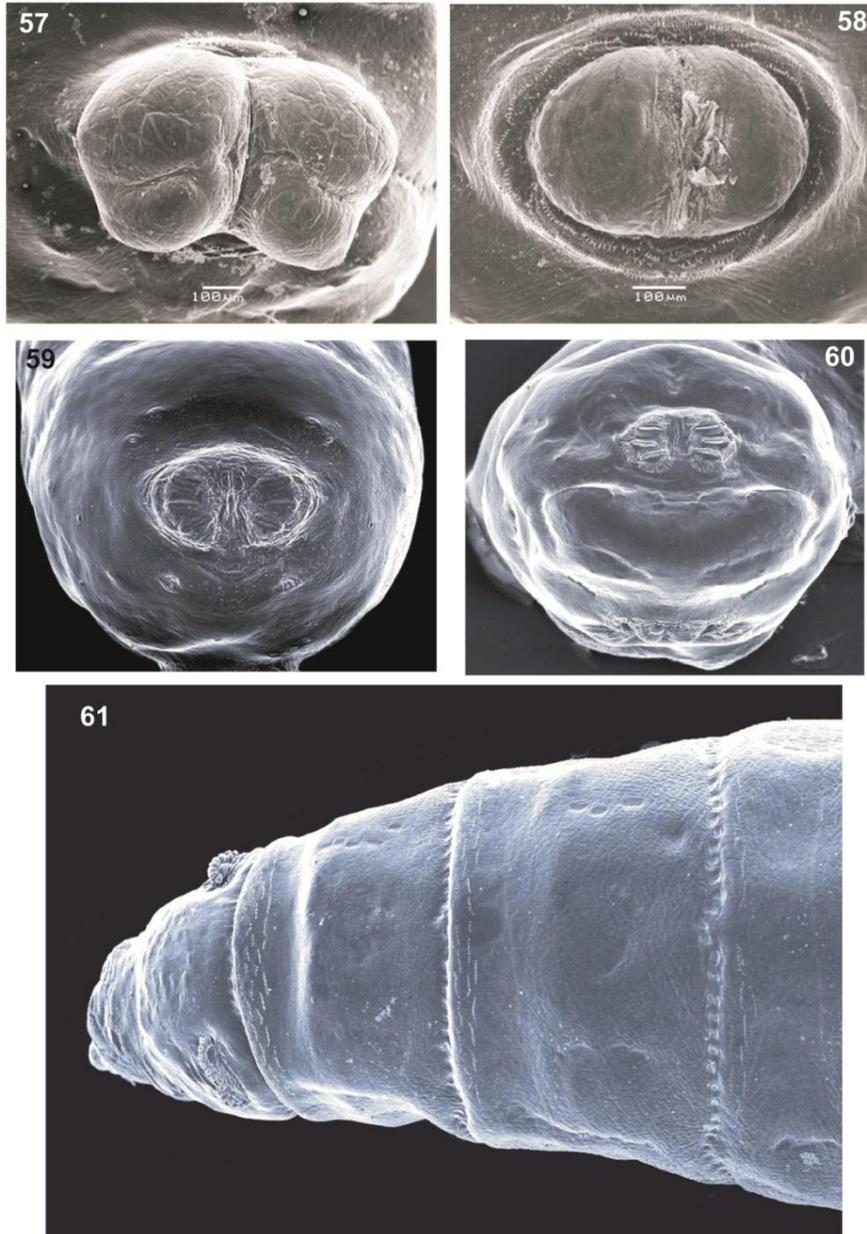
**Figuras 45-50.** 45, 47, 48) Segmento cefálico del tercer estadio larvario. 46, 49, 50) Placas espiraculares del segmento caudal. 45) *Rhagoletis* sp. 46) *Anastrepha fraterculus*. 47) *Rhagoletis brncici*. 48) *Ceratitis capitata*. 49) *Toxotrypana* sp. 50) *Anastrepha obliqua*. Ac: complejo antenomaxilar; At: diente apical de la mandíbula; Lb: labio; Or: carinas bucales; Ort: dientes orales; Po: órgano preoral; Prt: dientes preorales; sl: aberturas espiraculares. Procesos espiraculares (= cepillos espiraculares): SP-I dorsal, SP-II y SP-III centrales, SP-IV posterior.

Fuente: Figuras 45 y 47–50 adaptadas de Frías et al. (2006); Figura 46 adaptada de Hernández-Ortiz et al. (2010).



**Figuras 51-56.** Espiráculos anteriores del primer segmento torácico en el tercer estadio larvario: **51)** *Anastrepha ludens*; **52)** *Anastrepha fraterculus*; **53)** *Toxotrypana curvicauda*; **54)** *Rhagoletis conversa*; **55)** *Ceratitis capitata*; y **56)** *Bactrocera cucurbitae*.

Fuente: Figuras 52-55 adaptadas de Frías et al. (2006); figuras 51 y 56 adaptadas de Hernández-Ortiz et al. (2010).



**Figuras 57-61.** **57)** Lóbulos anales bifidos, *Anastrepha striata*; **58)** lóbulos anales enteros, *Anastrepha obliqua*; **59)** ausencia de tubérculos caudales, *Anastrepha suspensa*; **60)** presencia de tubérculos caudales, *Bactrocera carambolae*; **61)** *Anastrepha striata*: vista dorsal del tercer estadio larvario en la que se muestran las filas de espínulas dorsales.

Microfotografías por gentileza de G. Steck.

#### Historia de la publicación

*Esta no es una parte oficial de la norma*

2014-03: En la primera reunión de la CMF de 2006 se añadió el tema al programa de trabajo (Género *Anastrepha*, 2004-015).

2008-06: Primer proyecto presentado en la reunión del GTPD.

2013-04: Consulta de expertos.

2013-06: Proyecto presentado en la reunión del GTPD.

2014-05: El CN aprobó presentar el texto para consulta a los miembros (2014\_eSC\_May\_12).

2014-07: Consulta a los miembros.

2015-03: Aprobado por el GTPD y remitido al CN para que apruebe su adopción (2015\_eTPDP\_Apr\_02).

2015-06: Aprobación por el CN para el período de notificación del PD (2015\_eSC\_Nov\_05).

2015-08: El CN aprobó el PD en nombre de la CMF (no se recibieron objeciones formales).

**NIMF 27. Anexo 9.** Género *Anastrepha* Schiner (2015). Roma, CIPF, FAO.

Última modificación de la historia de la publicación: 2016-01.

## CIPF

La Convención Internacional de Protección Fitosanitaria (CIPF) es un acuerdo internacional de sanidad vegetal que tiene como objetivo proteger las plantas cultivadas y silvestres previniendo la introducción y propagación de plagas. Los viajes y el comercio internacional hoy son más abundantes que nunca antes. En el desplazamiento de personas y mercancías por todo el mundo, los acompañan organismos que representan riesgos para las plantas.

### La organización

- ◆ Hay más de 180 partes contratantes de la CIPF
- ◆ Cada parte contratante tiene una organización nacional de protección fitosanitaria (ONPF) y un contacto oficial de la CIPF
- ◆ Nueve organizaciones regionales de protección fitosanitaria (ORPF) obran para facilitar la aplicación de la CIPF en los países
- ◆ La CIPF se enlaza con las organizaciones internacionales pertinentes a fin de contribuir a la creación de capacidad regional y nacional
- ◆ La Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura (FAO) proporciona la Secretaría de la CIPF



### Convención Internacional de Protección Fitosanitaria (CIPF)

Viale delle Terme di Caracalla, 00153 Roma, Italia  
Tel. +39 06 5705 4812 - Fax: +39 06 5705 4819  
Correo electrónico: [ippc@fao.org](mailto:ippc@fao.org) - Web: [www.ippc.int](http://www.ippc.int)