

IDENTIFICACIÓN Y CARACTERIZACIÓN DE LA MOSCA NEGRA, *BRADYSIA DIFFORMIS* (DIPTERA: SCIARIDAE) EN EL CULTIVO DE NOCHEBUENA (*EUPHORBIA PULCHERRIMA*) EN EL CENTRO DE MÉXICO

EVERT VILLANUEVA-SÁNCHEZ,^{1,3} SERGIO IBÁÑEZ-BERNAL,² J. REFUGIO LOMELÍ-FLORES¹ & JORGE VALDEZ-CARRASCO¹

¹Colegio de Postgraduados, Instituto de Fitosanidad. Carretera México-Texcoco km. 36.5, C.P. 56230, Montecillo, Texcoco Estado de México.

²RedAmbiente y Sustentabilidad, Instituto de Ecología, A. C. (INECOL). Carretera antigua a Coatepec 351, El Haya, AP 63, Xalapa 91070, Veracruz, México.

³<danaidae12@hotmail.com>

Villanueva-Sánchez, E., Ibáñez-Bernal, S., Lomelí-Flores, J. R. & Valdez-Carrasco, J. 2013. Identificación y caracterización de la mosca negra *Bradysia difformis* (Diptera: Sciaridae) en el cultivo de nochebuena (*Euphorbia pulcherrima*) en el centro de México. *Acta Zoológica Mexicana* (n. s.), 29(2): 363-375.

RESUMEN. El objetivo del presente estudio fue identificar y caracterizar los estados de desarrollo de la especie de mosca negra más abundante asociada al cultivo de nochebuena *Euphorbia pulcherrima* Willd., ex Klotzsch en la zona productora del centro del país. La recolección de material entomológico se realizó en invernaderos de las localidades de Atlacomulco (México), Tenango de las Flores (Puebla), Xochimilco (Distrito Federal) y Zacatepec y Tetela del Monte (Morelos). Se obtuvieron 2,141 especímenes adultos de Diptera, siendo la especie más abundante (99.5%) *Bradysia difformis* Frey (Diptera: Sciaridae). El ciclo de vida de esta especie se completó entre 26-28 días bajo condiciones controladas de temperatura y humedad (25°C y 70% HR). La diferenciación de los estadios larvales fue realizada mediante la morfometría de la cápsula cefálica para los estadios I vs II, cuyas probabilidades de error fueron muy bajas (1:10,000); en cambio, la diferenciación entre los estadios II vs III, y III vs IV resultó con una probabilidad de error alta, entre 17:100 y 36:100 individuos, respectivamente. Por esta razón se recomienda explorar otras características que en adición a la medida de anchura de sus cápsulas cefálicas permitan discriminar los diferentes estadios de desarrollo. Este es el primer registro de *B. difformis* en México, aun cuando ya se había reportado este género afectando las plantas de nochebuena.

Palabras clave: taxonomía, estados inmaduros, plaga de nochebuena, México.

Villanueva-Sánchez, E., Ibáñez-Bernal, S., Lomelí-Flores, J. R. & Valdez-Carrasco, J. 2013. Identification and characterization of the black fly, *Bradysia difformis* (Diptera: Sciaridae) on "poinsettia" crops (*Euphorbia pulcherrima*) of central Mexico. *Acta Zoológica Mexicana* (n. s.), 29(2): 363-375.

ABSTRACT. The aim of this study was to identify and characterize the developmental stages of the most abundant black fly species associated with poinsettia crops (*Euphorbia pulcherrima* Willd. ex Klotzsch) in the producing area of Central Mexico. Collecting samples were conducted in greenhouses of the locations of Atlacomulco (Mexico), Tenango de las Flores (Puebla), Xochimilco (Mexico City), and Zacatepec and Tetela del Monte (Morelos). A total of 2,141 adult specimens of Diptera were obtained, being *Bradysia difformis* Frey (Diptera: Sciaridae) the most abundant species (99.5%). Life cycle of this species was completed between 26-28 days under controlled conditions of temperature and humidity (25°C and 70% RH). The differentiation of larval instars by morphometrics of the head capsule between instars I vs II, showed very low error probabilities (1:10,000); while differentiation between instars II vs III, and III vs IV resulted with higher error probabilities, between 17:100 and 36:100 individuals, respectively. For this reason it is recommended to explore other features in addition to measurements of width of the cephalic capsules for discriminating different larval stages. This is the first record of *B. difformis* for Mexico, although this genus was previously reported affecting poinsettia crops.

Key words: taxonomy, immature stages, poinsettia pest, Mexico.

INTRODUCCIÓN

La nochebuena (*Euphorbia pulcherrima* Willd. ex Klotzsch) es una planta ornamental nativa de México que se cultiva en varias zonas de la República Mexicana, siendo los estados de Morelos, Puebla, México y el Distrito Federal los productores más importantes (Galicia *et al.* 2001). A nivel nacional la producción asciende a 16.76 millones de plantas en 247.75 hectáreas, lo que representa una derrama económica de 419.32 millones de pesos anuales (SIAP 2011). Actualmente, uno de los problemas fitosanitarios que enfrentan los productores de nochebuena es la presencia de la “mosca negra”, también conocida por su nombre común en inglés “fungus gnats”, pertenecientes a las familias Mycetophilidae y Sciaridae. Estos organismos son considerados la plaga principal en el cultivo de plantas ornamentales en invernadero, llegando a ocasionar pérdidas superiores al 50% en áreas de propagación de nochebuena (datos sin publicar) y en consecuencia pérdidas económicas considerables (García 2008).

Las larvas de estos insectos causan daños directos a los esquejes, plantas pequeñas y maduras al alimentarse de sus raíces, sobre todo de las más finas y de los pelos radiculares. En infestaciones muy elevadas, provocan la muerte de la planta (Binns 1973; Freeman 1983; García 2008). Adicionalmente, estos dípteros causan un daño indirecto, ya que los adultos pueden contribuir a la propagación de patógenos transportando esporas sobre su cuerpo (Pundt 1999). Los daños que producen sus larvas en las raíces, dejan a las plantas expuestas a enfermedades causadas por hongos patógenos como *Pythium*, *Botritis*, *Verticillium*, *Fusarium*, *Thielaviopsis*, *Cykindrocladium* y *Sclerotinia* (Leath & Newton 1969; Drees 1994; James *et al.* 1995; Pundt 1999; García 2008). Los síntomas que presentan las plantas atacadas por las larvas se manifiestan en forma de marchitez y pérdida de hojas (Pundt 1999; García 2008).

Las moscas negras de la familia Sciaridae se encuentran en todos los continentes, y constituyen un grupo rico en especies. Menzel & Möhring (2000) estimaron que se

han descrito más de 1,700 especies en el mundo. A pesar de su importancia económica y ecológica, estos dípteros han sido poco estudiados debido a su tamaño pequeño (<0.5 cm), a su modo de vida y a la dificultad en su identificación taxonómica.

La importancia de los sciáridos en el cultivo de nochebuena y de otras plantas en invernaderos, ha sido estudiada por diversos autores en varias regiones del mundo (Mead & Fausto 2001; Mansillas *et al.* 2001; Menzel *et al.* 2003; Cloyd & Zaborski 2004; Vilkamaa & Hippa 2007). Existen antecedentes relacionados con la utilización de las medidas del ancho de la cápsula cefálica para separar estadios larvales de varias especies de insectos holometábolos (Drooz 1965; Fox *et al.* 1972; González *et al.* 1984; Coscarón & Ibáñez-Bernal 2002; Frouz *et al.* 2002; Veeranna & Remadevi 2010; Mohammed 2011). Sin embargo, en México no existen antecedentes sobre la identidad taxonómica de la “mosca negra” que vive en plantas de nochebuena, y menos aún sobre sus estados de desarrollo, por lo que el propósito de este trabajo fue identificar las especies de mosca negra asociadas al cultivo de la nochebuena en la zona productora del centro del país, así como la caracterización de sus estados biológicos.

MATERIALES Y MÉTODOS

Recolecta del material entomológico. Se realizaron recolectas de adultos de moscas negras durante los meses de julio y agosto de 2009, en las siguientes localidades: Zacatepec y Tetela del Monte, Morelos; San Lorenzo Tlacotepec, México; Tenango de las Flores, Puebla y San Gregorio Atlapulco, Xochimilco, en el Distrito Federal. En cada localidad se visitaron 10 invernaderos de producción comercial de nochebuena, a excepción del estado de Morelos en el cual se visitaron 20 invernaderos. Para cada localidad se consideró la extensión de invernaderos presentes en las áreas de recolecta, por lo que se partió de un punto central y se avanzó a lo largo de toda la circunferencia (Cuadro 1). En cada invernadero se realizaron muestreos por espacio de 30 minutos; los insectos se capturaron utilizando un aspirador bucal. Los adultos recolectados se colocaron en tubos de vidrio de 10 ml con etanol al 70%, se etiqueta-

Cuadro 1. Coordenadas geográficas y altitud del punto central de las zonas de recolecta de los adultos de Sciaridae y radio del área recorrida en cada una de ellas.

Zona de colecta	Coordenadas geográficas	Altitud (msnm)	Radio m ²
Zacatepec, Zacatepec, Morelos	18°39'10.98'' N, 99°11'13.87'' O	925	50
Tetela del Monte, Cuernavaca, Morelos	18°58'01.38'' N, 99°15'56.19'' O	1869	200
San Lorenzo Tlacotepec, Atlacomulco, México	19°49'14.40'' N, 99°55'33.21'' O	2529	50
Tenango de las Flores, Huauchinango, Puebla	20°12'37.23'' N, 97°59'10.89'' O	1296	100
San Gregorio Atlapulco, Xochimilco, D.F.	19°15'46.28'' N, 99°03'25.87'' O	2238	200

ron indicando la fecha y lugar de recolecta. Los ejemplares recolectados se llevaron a laboratorio para su identificación así como para estimar su abundancia y aportar datos de su distribución geográfica.

Cría de *Bradysia difformis*. Esta especie fue criada en laboratorio empleando como fundadores adultos colectados en 10 invernaderos de nochebuena de Zacatepec, Morelos siguiendo el método propuesto por Harris (1995) con algunas modificaciones. El método consiste en colocar 100 ejemplares adultos en un recipiente de plástico transparente de un litro de capacidad preparado con una capa de “peat moss” humedecida con 8 cm de espesor. Los recipientes se mantuvieron húmedos agregando agua corriente cada 10 días; tras la eclosión, las larvas se alimentaron con rodajas de papa (var. Alfa) de 3 cm de largo por 1 cm de ancho. Las rodajas de papa se enterraron en el sustrato y fueron sustituidas cada semana, al ser consumidas rápidamente por las larvas. Los adultos emergidos (cada mes aproximadamente) se capturaron con un aspirador bucal y fueron colocados en otros recipientes, para continuar con el incremento de la colonia. Los insectos se mantuvieron en una cámara de cría a 25°C, 75% de humedad y con un fotoperiodo de 18 horas luz y 6 horas de oscuridad (Kennedy 1973).

Preparación, montaje e identificación. La identificación de adultos de Sciaridae se basa principalmente en estructuras de los genitales de machos, por lo que los organismos recolectados se procesaron mediante la técnica propuesta por Ibáñez-Bernal (1999). La muestra de adultos se colocó en una caja Petri y mediante la observación al microscopio estereoscópico de su tamaño, coloración y sus detalles morfológicos se separaron en grupos por similitud. Del material se tomó una cantidad representativa de machos y fueron transferidos a una caja Petri con solución jabonosa por dos horas. El siguiente paso fue la maceración con NaOH al 10% por 24 horas y se lavaron con agua corriente. Los insectos macerados se transfirieron a etanol al 70%, 96% y 100% por 10 minutos en cada uno para lograr su deshidratación. Por último se diafanizaron en esencia de clavo y se montaron en laminillas para microscopio con Euparal®. En un cubreobjetos fijado temporalmente con una gota de agua bidestilada sobre el portaobjetos, se colocó una gota de Euparal y un ejemplar. Para cada ejemplar se separó la cabeza del tórax y se acomodó con la superficie posterior hacia el cubreobjetos con las antenas y palpos extendidos hacia abajo. El cuerpo se colocó con el lado izquierdo hacia abajo y se desprendió desde su base el ala derecha para extenderla por separado, las patas se extendieron, y los terminalia se acomodaron en vista ventro-dorsal. La muestra se dejó secar por 24 horas, al cabo de lo cual se colocó otra gota de Euparal al centro de un portaobjetos, se invirtió el cubreobjetos con el ejemplar y se colocó sobre dicha gota para completar la preparación.

La identificación a nivel de género se realizó con las claves de Steffan (1981) y Brown (2009), mediante su observación en un microscopio compuesto. Se tomaron fotografías de las estructuras diagnósticas con foto-microscopio Tessoovar de Carl

Zeiss, con cámara digital para microscopía PaxCam 3. El procesamiento de las imágenes se hizo en el programa GIMP versión 2.6.11. Se realizó una búsqueda de literatura de las diversas especies de mosca negra presentes en América, con la finalidad de poder identificar los ejemplares a nivel de especie, ya que no existen claves taxonómicas que faciliten su identificación, por lo que en este trabajo se recurrió a la descripción original (Blaschke 1988; Menzel *et al.* 2003) y la consulta con especialistas. Así mismo, se realizaron montajes permanentes de las cápsulas cefálicas del último estadio larval para observar las características de las mandíbulas y maxilas, ya que de esta forma se pueden separar las especies del género *Bradysia* (Blaschke 1988).

Determinación y caracterización taxonómica. Del material de la cría, se utilizaron 100 ejemplares de cada estado biológico, a través de observaciones en el microscopio estereoscópico, así como de fotografías obtenidas con microscopio compuesto y microscopio electrónico de barrido. Para la toma de fotografías de los especímenes se utilizó etanol 70% para los huevecillos y adultos y el gel comercial para cabello en el caso de las larvas y pupas. Para los huevos y pupas se consideró la forma, tamaño y color, para las larvas se tomó en consideración la forma del cuerpo, color, aspectos morfológicos de la cápsula cefálica, fronto-clípeo, mandíbulas y maxilas. En lo que respecta a los adultos, su caracterización se basó en el tamaño, color, patrón de venación de las alas, forma y tamaño de los palpos, tibias anteriores y de los flagelómeros antenales; para los machos, adicionalmente se observó el hipopigio y gonostilos. Los cuatro estadios larvales (Mansilla *et al.* 2001), son difíciles de diferenciar debido a su parecido ya que no es observable la exuvia, por lo que se empleó el método de diferenciación morfométrica desarrollado por Dyar (1890) para lepidópteros.

El estudio de las cápsulas cefálicas se realizó con larvas de diferentes estadios de desarrollo, obtenidas de la cría de *B. difformis*. Las larvas de primer estadio provenían de la recolecta de 100 huevecillos que fueron colocados en una caja Petri con un papel filtro humedecido, los cuales se observaron diariamente y se obtuvieron 45 larvas. Los estadios consecutivos se obtuvieron de 80 larvas colectadas al azar de la cría, las cuales fueron separadas en dos grupos de 40 larvas cada uno, con relación al tamaño de sus cápsulas cefálicas se consideró que uno de ellos tendría larvas del segundo y tercer estadios y que el otro agruparía larvas del tercero y cuarto estadios. Las larvas fueron preservadas en etanol 70% y colocadas directamente en portaobjetos que contenían un poco de gel transparente para cabello de uso comercial.

El método utilizado para la medición del ancho de las cápsulas cefálicas se realizó mediante la digitalización de imágenes (Rodríguez *et al.* 2000), obtenidas mediante foto-microscopio Tessovar (Carl Zeiss), con cámara digital PaxCam 3. Las imágenes se hicieron con los objetivos 6.3X y 16X, considerando su escala micrométrica en cada caso. El análisis de las imágenes se hizo mediante el software Image Tool Version 3.00 (2002), con el cual se obtuvieron las dimensiones de anchura en vista dorsal, uniendo los puntos más externos de los bordes laterales de la cápsula (genas) (Fig. 1 C).

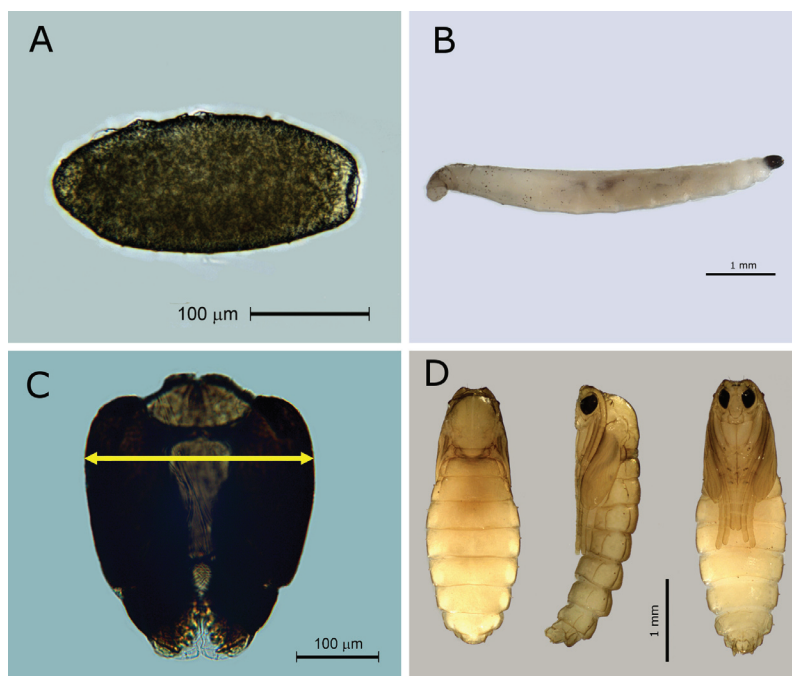


Figura 1. Estados inmaduros de *B. difformis*. A) Huevo, vista lateral, B) Larva, vista lateral, C) Cápsula cefálica de larva de último estadio, vista dorsal y D) Pupa, vista dorsal, lateral y ventral.

Se elaboraron las distribuciones de frecuencias para dichas medidas en clases de 10 µm mediante hojas de cálculo, posteriormente se realizó un análisis discriminante utilizando el paquete estadístico SAS 9.2 (SAS Institute 2002).

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

En total fueron recolectados 2,141 ejemplares en los cinco sitios de colecta, y el 99.5% correspondieron a la especie *Bradysia difformis* Frey (Figs.1, 2). Sólo se colectaron 9 ejemplares de otras tres especies de *Bradysia* no identificadas, así como un ejemplar de un género diferente no identificado. Los 10 ejemplares de esas especies no fueron identificados debido a su escasa frecuencia, por lo que solo la especie con mayor abundancia fue considerada la plaga en las localidades de colecta (Cuadro 2). De los ejemplares colectados de *B. difformis*, el 75% fueron machos, por lo que se determinó una proporción sexual de 3:1 por cada hembra. En la localidad de Tenango de las Flores (Puebla), se colectó el mayor número de ejemplares con 711, seguida por la localidad de Zacatepec (Morelos) con 424 ejemplares, Tetela del Monte (Morelos) con 389 ejemplares, de los cuales tres ejemplares fueron diferentes a *B. difformis*.

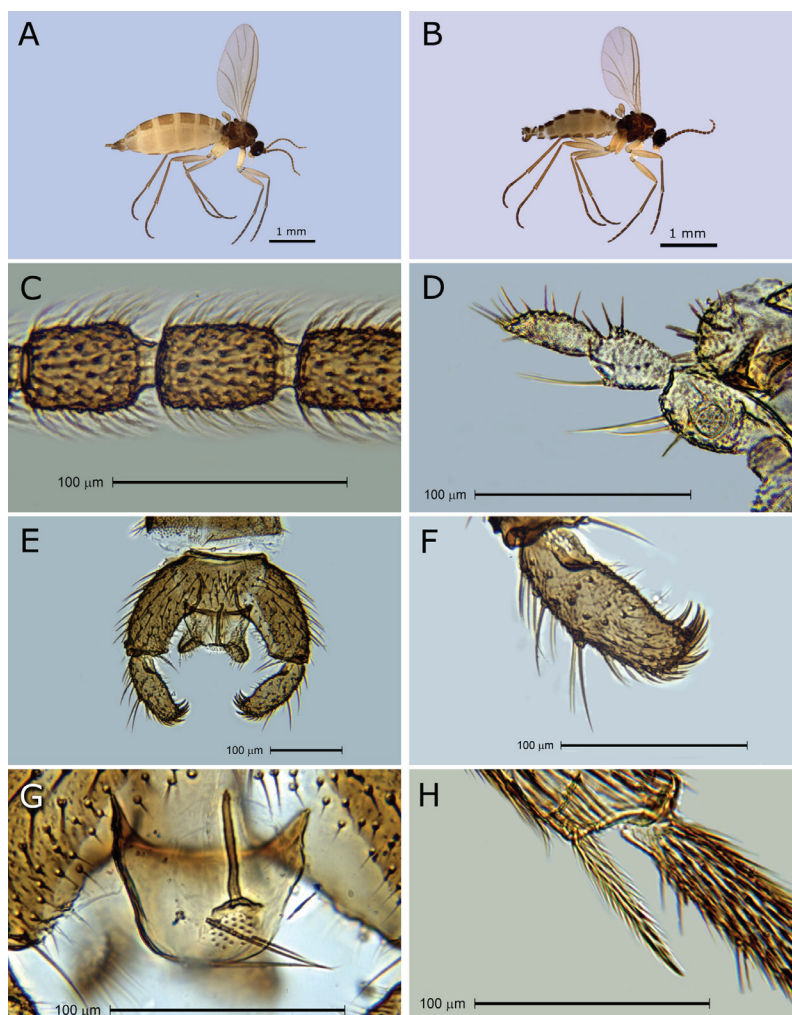


Figura 2. Adultos de *B. difformis*. A) Hembra, vista lateral, B) Macho, vista lateral, C-H) Estructuras morfológicas distintivas del macho. C) Cuarto flagelómero de la antena, vista lateral, D) Palpo, vista dorsal, E) Terminalia, vista ventral, F) Gonostilo, vista ventral, G) Hipopigio trapezoidal y Edeago, vista ventral, H) Tibia anterior con peine interno-apical, vista lateral.

En San Lorenzo Tlacotepec, Atlacomulco (México), se colectaron 377 ejemplares, de los cuales 7 especímenes correspondieron a especies diferentes. En San Gregorio Atlapulco, Xochimilco (D. F.), se colectaron solamente 240 ejemplares.

De acuerdo con los registros actuales de distribución geográfica, *Bradysia difformis* ha sido registrada en Azerbaiyán, República Checa, Finlandia, Alemania, Reino

Cuadro 2. Ejemplares colectados de “mosca negra” por localidad (H = hembras, M = machos).

Localidad	Hembras	Machos	Total	Especie
Zacatepec, Morelos	130	294	424	<i>B.difformis</i>
Tetela del Monte, Morelos	103	286	389	<i>B.difformis</i>
<i>B. sp1</i> (1 ejemplar)				
<i>B. sp1</i> (2 ejemplares)				
San Lorenzo Tlacotepec, México	104	273	377	<i>B.difformis</i>
<i>B. sp2</i> (5 ejemp.)				
<i>B.sp3</i> (1 ejemp.)				
Género1 (1 ejemp.)				
Tenango de las Flores, Puebla	129	582	711	<i>B.difformis</i>
San Gregorio Atlapulco, D.F.	63	177	240	<i>B.difformis</i>
TOTAL	529	1,612	2,141	—

Unido, Italia, Japón, Letonia, Rusia, España, Suiza y Holanda, y en la América, en los Estados Unidos y Brasil (Menzel *et al.* 2003), por lo que el presente constituye el primer registro de la especie en México.

Descripción de los estados de desarrollo de *Bradysia difformis*

Huevo. Ovalado y liso, mide en promedio 260 µm de largo y 134 µm de ancho. Recién ovipositados son de color blanco lechoso y conforme se desarrollan se tornan de color transparente, siendo posible ver la larva en formación (Fig. 1A).

Larva. Vermiforme, color blanco transparente, cápsula cefálica negra y muy esclerotizada. Cuatro estadios larvales (Fig. 1B). Cápsula cefálica con puente tentorial completo; cuerpo con pliegues locomotores carentes de espículas; mandíbulas aproximadamente 1.6 veces más largas que anchas; diente principal no siempre está agrupado paralelamente al segundo, puede encontrarse desplazado en el momento en que su parte superior se coloca entre los dientes segundo y tercero; dos sensilas localizadas en el borde exterior muy próximas entre sí; prosteca casi siempre con diez láminas principales; lacinia con ocho dientes; protuberancia de la galea superpuesta a la mitad de los dientes de la lacinia; Seda II relativamente larga (Blaschke 1988).

Pupa. Obtecta, apéndices visibles muy pegados al cuerpo; tamaño similar al del adulto. Recién formada es de color blanco lechoso, conforme transcurren los días se tornan de color amarillo hasta obtener una coloración café rojiza hasta asemejarse al adulto (Fig. 1D).

Adulto. Color negro, hembra más grande que el macho (Figs. 2A y 2B). Cabeza con la probóscide menor de 0.5 la longitud de la cabeza; gena terminando al nivel

dorsal con respecto al margen ventral del ojo; clipeo pequeño; palpo con tres segmentos; antenas aproximadamente tan largas como 0.25 la longitud del cuerpo, con 14 flagelómeros. Tórax de color negro; coxas y fémures de color amarillo, mientras que las tibias y tarsos negros; tibia anterior con sedas modificadas en la porción anteroapical dispuestas en una sola hilera; tibia media y posterior con dos espolones de tamaño diferente, uñas tarsales simples. Alas de apariencia ceniza, con venas anteriores gruesas y robustas, M en forma de Y simétrica, M_1 ligeramente arqueada cerca de la base. M y CuA sin macrotriquia; R_1 corta alcanzando la C antes o al nivel de la base de la ramificación de M . Abdomen en su parte lateral con coloración clara, a diferencia del resto que es de color oscuro en el último segmento; macho con los terminalia como en la Figura 2E; hembra con el abdomen como en Figura 2A.

Macho. Puente ocular continuo, formado por 2-4 hileras de facetas, predominando las hileras de dos facetas; antenas pardas oscuras uniformes; cuarto flagelómero 1.75 veces más largo que ancho, superficie ligeramente rugosa, sedas tan largas como 0.5 la anchura del flagelómero (Fig. 2C). Porción inferior de la frente y clipeo con sedas oscuras; palpos claros con tres segmentos, el segmento basal con cinco sedas, una de las cuales es más larga, y fosa sensorial profunda y circular; fórmula del palpo; 1.0:0.9:1.4 (Fig. 2D). Tórax y abdomen pardo oscuro; patas claras con las tibias y tarsos oscurecidos por el recubrimiento de sedas; postpronoto glabro, mesonoto con sedas pequeñas y largas. Catepisternón corto y triangular; escudete con tres sedas robustas entre otras más pequeñas; tibia anterior con peine interno-apical de 6-7 espinas y un solo espolón (Fig. 2H); tibia media y posterior con dos espolones de tamaño similar; uñas tarsales simples. Longitud del cuerpo 2.5 mm. Ala ceniza, M y Cu robustas; membrana del ala sin macrotriquia; tronco de M de 6.0μ , R_1 0.75 la longitud de R alcanzando la C antes de la base de la ramificación de M ; Costa alcanzando 0.5 de la distancia entre la vena R_{4+5} y M_1 ; halterios pardo claro. Hipopigio trapezoidal, tan largo como 0.55 su anchura en la parte media, sin lóbulo basal; cara interna de los gonocoxitos corta con sedas oscuras más gruesas y largas cerca de la base (Fig. 2G). Tergo IX corto, tan ancho como 1.6 su longitud en la parte media con sedas largas en sus márgenes laterales. Gonostilo 2.4 veces más largo que su anchura máxima, el ápice sencillo con sedas gruesas y fuertes, con una seda muy gruesa en el ápice y 7 sedas ligeramente más delgadas en el margen interno antes del ápice; el campo de dientes preapical algo proyectado, pero más ancho que alto (Fig. 2F). Edeago con base esclerotizada (Fig. 2G).

Hembra. Flagelómeros cortos; cuarto flagelómero no es más pequeño que el del macho, pero en la mayoría es 1.6-2.0 veces más largo que ancho; palpos de tres segmentos, el segmento basal a menudo con una fosa sensorial profunda. Alas largas y estrechas; tronco de la M más largo que la bifurcación de M ; todas las demás características como en el macho. Longitud del cuerpo 3.4 mm.

Diferenciación morfométrica de los estadios larvales

Bradysia difformis atraviesa por cuatro estadios larvales (Mansilla *et al.* 2001). Las medidas de anchura de las cápsulas cefálicas se distribuyeron en cuatro subpoblaciones, las cuales corresponden a cada uno de los estadios larvales (Fig. 3). Los valores que representan al estadio I están bien diferenciados, pero no es el caso para los estadios II, III y IV, lo que significa que existe traslape entre las medidas de éstos. Debido a lo anterior, se realizó un análisis discriminante, partiendo del supuesto de que cada curva presenta una distribución normal, calculando su media y su desviación estándar (Cuadro 3).

Los resultados obtenidos del análisis discriminante, mostraron que los límites en la anchura de la cápsula cefálica de las larvas I fue de 62 - 102.98 μm , y la probabilidad de que un individuo de este estadio se confunda o agrupe con uno del segundo es aproximadamente de 1:10,000. Para la larva II, los límites fueron de 102.99 - 214.42 μm , y la probabilidad de que una larva II se confunda con la larva III, es de 17:100 individuos. Con relación a las larvas III y IV, los límites fueron de 214.43 - 245.36 μm , y de 245.37 μm o mayor, respectivamente, mientras que la probabilidad de error entre las larvas III y IV fue de 36:100 individuos (Cuadros 3 y 4).

Con base en estos resultados, se infiere que en el caso de *B. difformis* es necesario explorar otras características que permitan identificar los estadios larvales, además de la medida de anchura de la cápsula cefálica. Para la segregación de los estadios larvales de *Zabrotes subfasciatus* Boh, Rodríguez *et al.* (2000) utilizaron un "Factor

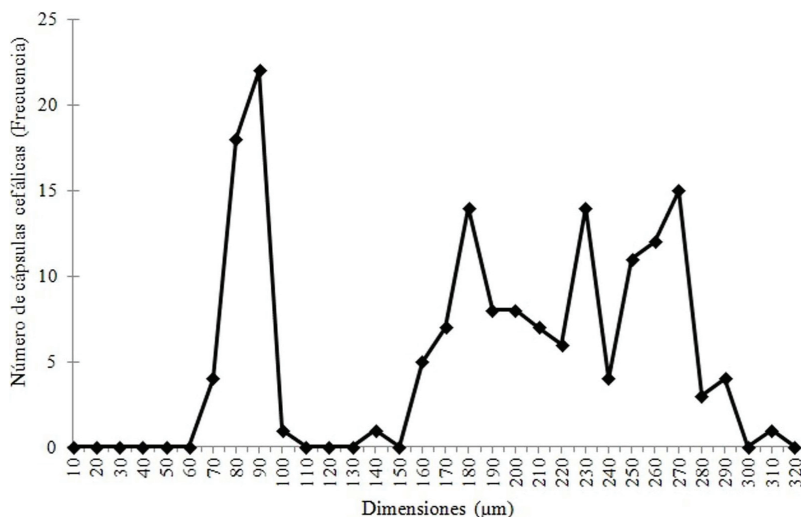


Figura 3. Distribución de frecuencias de valores observados de las cápsulas cefálicas de *B. difformis* Frey.

Cuadro 3. Media, desviación estándar e intervalos calculados para el ancho de la cápsula cefálica por medio del análisis discriminante para cada uno de los estadios larvales de *B. difformis*.

Estadio	Media	Desv. Estándar	Intervalos (μm)
I	79	6.5	62.00-102.98
II	192	24	102.99-214.42
III	237	25	214.43-245.36
IV	252	19	245.37- <

Cuadro 4. Probabilidades de traslape del ancho de la cápsula cefálica entre los cuatro estadios larvales de *B. difformis* obtenidas del análisis discriminante. (significancia < 0.05)

Estadios	Probabilidad de traslape
I y II	0
II y III	0.1796
III y IV	0.3658

de Proporción” resultante de la multiplicación de la longitud por la anchura de las cápsulas cefálicas de larvas, para reconocer con mayor precisión los estadios inmaduros. Estudios realizados por Frouz *et al.* (2002), para la diferenciación de estadios larvales de los dípteros, *Chironomus crassicaudatus* Malloch y *Glyptotendipes paripes* Edwards, concluyeron que varios parámetros morfométricos cefálicos (largo, ancho, ancho del mentón y longitud cefalo-labial), son los mejores indicadores para su segregación. En cambio, en el estudio de los estadios larvales de *Simulium haematopotum* Malloch, Coscarón e Ibáñez-Bernal (2002) determinaron que la medición de la longitud de la postgena de 1,203 ejemplares, fue suficiente para la separación de los estadios larvarios con un solo parámetro morfométrico.

AGRADECIMIENTOS. Al MC Faustino García Pérez (INIFAP) por su apoyo en la movilización y búsqueda de moscas sciáridas en invernaderos a través del proyecto regional COFUPRO “Mercado y Tecnologías para Impulsar la Competitividad del Sistema Producto Ornamentales en la Zona Sur y Centro de México” (No. de Reg.CONACYT –175266).

LITERATURA CITADA

- Binns, E. S.** 1973. Fungus gnats (Diptera: Mycetophilidae, Sciaridae) and the role of mycophagy in soil: a review. *Revue d'Ecologie et de Biologie du Sol*, 18:77-90.
- Blaschke-Berthold, U.** 1988. Larval taxonomy in Sciaridae (Insecta, Diptera, Mycetophiloidea). *Verhandlungen des Naturwissenschaftlichen Vereins in Hamburg*, 30: 345-351.
- Brown, B. V. et al.** 2009. *Manual of Central American Diptera*. Volume I. NRC Research Press, Ottawa, Ontario, Canada. 714 pp.

Ojo: El símbolo significa menor, debería ser 245.37- y mayor (>).

- Cloyd, A. R. & Zaborski, E. R.** 2004. Fungus Gnats, *Bradysia* spp. (Diptera: Sciaridae), and Other Arthropods in Commercial Bagged Soilless Growing Media and Rooted Plant Plugs. *Horticultural Entomology*, 97(2): 503-510.
- Coscarón-Arias, C. & Ibáñez-Bernal, S.** 2002. Number of larval instars of *Simulium* (*Psilopelmia*) *haematopotum* (Diptera: Simuliidae). *The Entomological News*, 113: 15-20.
- Drees, B. M.** 1994. *Fungus gnats management*. Texas Agricultural Extension Service, Texas University. <http://insects.tamu.edu/extension/bulletins/uc//uc-028.html>.
- Drooz, A. T.** 1965. Elmspan worm head capsule widths and instars. *Journal of Economic Entomology*, 58: 629-631.
- Dyar, H. G.** 1890. The number of molts of lepidopterous larvae. *Psyche*, 5:420-422.
- Fox, R. C., Anderson, S. C. & Alton, I. W.** 1972. Larval head capsules of the Nantucket pine tip moth. *Annals of the Entomological Society of America*, 65: 513-514.
- Freeman, P.** 1983. *Sciariid flies, Diptera; Sciaridae*. Handbooks for the identification of British insects 9, Part 6. London Royal Entomological Society. 68 pp.
- Frouz, J., Arshad, A. & Lobinske, J. R.** 2002. Suitability of morphological parameters for instar determination of pestiferous midges *Chironomus crassicaudatus* and *Glyptotendipes paripes* (Diptera: Chironomidae) under laboratory conditions. *Journal of the American Mosquito Control Association*, 18: 222-227.
- Galicia A. B. J., Trejo, L. & Valdéz, A.** 2001. Shade intensity and its effect in morphology and physiology of poinsettia *Euphorbia pulcherrima*. *Revista Chapingo Serie Horticultura*, 7:143-149.
- García, P. F.** 2008. *Fungus gnat*. Insecto plaga en ornamentales. Desplegable informativo No. 31. INI-FAP, Zacatepec, Morelos, México.
- González, V., Roche, R. & Simanca, M. E.** 1984. Ciclo de vida de *Zabrotes subfasciatus* (Coleoptera: Bruchidae), plaga de granos almacenados. *Ciencias de la Agricultura*, (Cuba), 21:25-30.
- Harris, M. A., Oetting, R. D. & Gardner, A. G.** 1995. Use of entomopathogenic nematodes and a new monitoring technique for control of fungus gnats, *Bradysia coprophila* (Diptera: Sciaridae), in floriculture. *Biological Control*, 5: 412-418.
- Ibáñez-Bernal, S.** 1999. Phlebotominae (Diptera: Psychodidae) de México. I. *Brumptomyia* França y Parrot; *Lutzomyia* França, las especies de *L. (Lutzomyia)* França y del grupo *Verrucarum*. *Folia Entomologica Mexicana*, (107): 61-118.
- Image Tool Version 3.00.** 2002. UTHSCSA Image Tool for Windows Version 3.00. Wilcox, D., Dove, B., McDavid, D., Greer, D. The University of Texas Health Science Center in San Antonio.
- James, R. L., Dumroese, R. K. & Wenny, D. L.** 1995. *Botrytis cinerea* carried by adults Fungus gnats (Diptera; Sciaridae) in container nurseries. *Tree Planter's Notes*, 46: 49-53.
- Kennedy, M. K.** 1973. A culture method for *Bradysia impatiens* (Diptera: Sciaridae). *Annals of the Entomological Society of America*, 66: 1163-1164.
- Leath, K. T & Newton, R. C.** 1969. Interaction of a fungus gnat, *Bradysia* sp. (Sciaridae) with *Fusarium* spp. on alfalfa and red clover. *Phytopathology*, 59: 257-258.
- Mansilla, J. P., Pastoriza, M. I. & Pérez, R.** 2001. Estudio sobre la biología y control de *Bradysia paupera* Tuomikoski (= *Bradysia difformis* Frey) (Diptera: Sciaridae). *Bolletín de Sanidad Vegetal de Plagas*, 27:411-417.
- Mead, F. W. & Fasulo, T. R.** 2001. Darkwinged Fungus Gnats, *Bradysia* spp. (Insecta: Diptera: Sciaridae). *University of Florida*. Circular No. 186.
- Menzel, F. & Mohring, W.** 2000. Revision der paläarktischen Trauermücken (Diptera, Sciaridae). *Studia dipterologica, Supplement* 6: 1-761.
- Menzel, F., Smith, J. E. & Colauto, N. B.** 2003. *Bradysia difformis* Frey and *Bradysia ocellaris* (Comstock): Two additional Neotropical species of black fungus gnats (Diptera: Sciaridae) of economic

- importance: A redescription and review. *Annals of the Entomological Society of America*, 96:448-457.
- Mohammed, S. M. G.** 2011. Determination of larval instars of black cutworm *Agrotis ipsilon* (Hufnagel) (Lepidoptera: Noctuidae). *Jordan Journal of Biological Sciences*, 4:173-176.
- Pundt, L.** 1999. Fungus gnats are a serious pests. *YankeeGrower* (Sep-Oct): 9-10. <http://www.hort.uconn.edu/ipm/greenhs/htms/fngnatser.htm>
- Rodríguez, Q. M., Valdéz C., J., Vera G., J. & Castillo, A.** 2000. Identificación de ínstares larvales de *Zabrotes subfasciatus* Boh (Coleoptera: Bruchidae) mediante las dimensiones de sus cápsulas cefálicas. *Agrociencia.*, 34: 83-90.
- SAS Institute.** 2002. The SAS System for windows. Version 9.0.
- SIAP.** 2011. (En línea). Consultada 25 de Junio de 2012. Disponible en: http://www.siap.gob.mx/index.php?option=com_content&view=article&id=10&Itemid=15
- Steffan W. A.** 1981. Sciaridae, pp. 247-255. In: J. F. McAlpine, B. V. Peterson, G. E. Shewell, H. J. Teskey, J. R. Vockeroth, and D. M. Wood (eds.). *Manual of Nearctic Diptera*, vol. 1. Research Branch Agriculture Canada Monograph 27: 1-674.
- Veeranna R. & Remadevi, O. K.** 2010. Morphometry and biology of larval instars of *Alceterogystia cadambae*, heartwood borer of teakin India. *Journal of Tropical Forest Science*, 23: 434-439.
- Vilkamaa, P. & Hippa, H.** 2007. Black fungus gnats in deciduous forest habitat in northern Europe, with the description of *Bradysia arcula* sp. n. (Diptera: Sciaridae). *Entomologica Fennica*, 18: 226-231.