

UNIVERSIDAD NACIONAL DE AGRICULTURA

**IDENTIFICACIÓN DE ÁFIDOS ASOCIADOS A CULTIVOS HORTÍCOLAS Y
SUS CONTROLADORES BIOLÓGICOS NATIVOS EN EL VALLE DE
COMAYAGUA**

POR

DANILO MAURICIO SÁNCHEZ MÁRQUEZ

DIAGNÓSTICO

**PRESENTADO A LA UNIVERSIDAD NACIONAL DE AGRICULTURA COMO
REQUISITO PREVIO A LA OBTENCIÓN DEL TÍTULO DE**

INGENIERO AGRÓNOMO



CATACAMAS, OLANCHO HONDURAS, C.A.

DICIEMBRE 2013

**IDENTIFICACIÓN DE AFIDOS ASOCIADOS A CULTIVOS HORTÍCOLAS Y
SUS CONTROLADORES BIOLÓGICOS NATIVOS EN EL VALLE DE
COMAYAGUA**

POR

DANILO MAURICIO SÁNCHEZ MÁRQUEZ

**Dr. ROY MEJIVAR
ASESOR PRINCIPAL**

**Dr. HERNAN ESPINOZA
ASESOR EXTERNO**

**DIAGNÓSTICO PRESENTADO A LA UNIVERSIDAD NACIONAL DE
AGRICULTURA COMO REQUISITO PREVIO A LA OBTENCIÓN DEL TÍTULO
DE INGENIERO AGRÓNOMO**

CATAMAS, OLANCHO

HONDURAS, C.A.

DICIEMBRE 201

DEDICATORIA

A **DIOS** Todopoderoso por brindarme la sabiduría y entendimiento durante mi tiempo de estudio y ayudarme a culminar este objetivo propuesto.

A mis padres **JUANA MARQUEZ** y **SANTOS ROGELIO SANCHEZ**, por su apoyo incondicional para que mi sueño se cumpliera, por su amor brindado y por estar en todo momento en mi educación.

A mis hermanas y hermanos, por compartir sus alegrías y tristezas, por apoyarme y además ser parte de mi vida, por su apoyo moral y ser mi inspiración para alcanzar mi meta.

A **HILDA DANIELA TURCIOS** por compartir todo este tiempo juntos. Y darme su apoyo moral.

AGRADECIMIENTO

A Dios Todopoderoso por brindarme la sabiduría y entendimiento durante mi tiempo de estudio y ayudarme a culminar este objetivo propuesto.

A la **UNIVERSIDAD NACIONAL DE AGRICULTURA**, por haberme acogido y ser mi alma mater.

A mis padres **JUANA MARQUEZ** y **SANTOS ROGELIO SANCHEZ**, por su apoyo incondicional para que mi sueño se cumpliera, por su amor brindado y por estar en todo momento en mi educación.

A FHIA por permitirme realizar mi trabajo de investigación, al Dr. **HERNAN ESPINOZA**, Dr. **MAURICIO RIVERA**, y demás personal que contribuyó en la realización de este trabajo.

INDICE

CONTENIDO	pág.
DEDICATORIA.....	ii
AGRADECIMIENTO.....	iii
LISTA DE FIGURAS.....	vii
LISTA DE CUADROS	viii
RESUMEN.....	ix
I. INTRODUCCIÓN.....	1
II. OBJETIVOS.....	3
2.1 General.....	3
2.2 Específicos.....	3
III. REVISIÓN DE LITERATURA.....	4
3.1.1 Generalidades de las plagas.....	4
3.1.2 Características Taxonómicas de los Esternorrincos.....	4
3.1.3 Generalidades de los áfidos.....	5
3.1.4 Relación de áfidos con plantas hospederas.....	5
3.1.5 Comportamiento de vuelo de áfidos emigrantes.....	6
3.1.6 Relación de áfidos con otras especies de insectos.....	6
3.1.7 Distribución.....	7
3.1.8 Clasificación taxonómica de los áfidos.....	7
3.1.9 Morfología de áfidos.....	8
3.2 Ciclos de vida de los áfidos.....	10
3.3 Enemigos naturales de áfidos.....	12
3.3.1 Enemigos naturales asociados con la presa.....	12
3.3.2 Insectos Parasitoides.....	13
3.3.3 Insectos Depredadores.....	15
3.4 Generalidades de los virus.....	17
3.4.1 Características de los virus Fitopatógenos.....	18
3.4.2 Importancia de áfidos como transmisores de virus.....	18
3.4.3 Transmisión de virus por áfidos.....	18
3.4.3.1 Transmisión no persistente.....	19
3.4.3.2 Transmisión persistente.....	19
3.4.4 Descripción de virus transmitidos por áfidos.....	20

3.4.5 Síntomas ocasionados por virus en las plantas	20
IV. MATERIALES Y METODOS	22
4.1 Ubicación del experimento	22
4.1.1 Materiales y equipo	23
4.1.2 Toma de muestras	23
4.1.3 Conservación	24
4.1.4 Proceso de aclarado de áfidos	25
4.2 Características morfológicas que se tomaron para la identificación de los áfidos	25
V. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	26
5.1. Descripción de especies de áfidos determinados	26
5.1.1 <i>Utamphoraphora commelinensis</i>	26
5.1.2 <i>Euroleucon erigeronensis</i> Signoret	27
5.1.3 <i>Shizaphis rotundiventris</i> Signoret	27
5.1.4 <i>Myzus persicae</i> Sulzer	28
5.1.5 <i>Aphis forbesi</i> Wedd	29
5.1.6 <i>Lipaphis pseudobrassicae</i> Davis	29
5.1.7 <i>Rhopalosiphum maidis</i> (Fitch)	30
5.1.8 <i>Rhopalosiphum padi</i> (Linnaeus)	31
5.1.9 <i>Aphis gossypii</i> Glover	32
5.2 <i>Macrosiphum rosae</i> (Linnaeus)	33
5.2.1 <i>Macrosiphum euphorbiae</i> (Thomas)	33
5.2.2 <i>Toxoptera aurantii</i> (Boyer de Fonscolombe)	34
5.2.3 <i>Hysteroneura setariae</i> (Thomas)	35
5.2.4 <i>Aphis helianthi</i> Monell	36
5.2.5 <i>Aphis nerii</i> Boyer de Fonscolombe	36
5.2.6 <i>Aulacorthum solani</i> Kaltenbach	37
5.2.7 <i>Aphis spiraecola</i> Path	38
5.2.8 <i>Disaphis apiifolia</i> (Theobald)	38
5.2.9 <i>Aphis amaranthi</i> Holman	39
5.3 <i>Aphis cracivora</i> Koch	40
5.3.1. <i>Aphis fabae</i> Scopoli	41
5.5 Virus asociados a áfidos	43
V. CONCLUSIONES	51
VI. RECOMENDACIONES	52

V. BIBLIOGRAFIA	53
VI. ANEXOS.....	57
Anexo I. Lista de figuras	57
Anexo II. Cronograma de actividades.	62
Anexo III Hoja de Muestreo	62

LISTA DE FIGURAS

Lista de figuras	pág.
Figura 1 Adulto de áfido alado y B. Afido succionando savia.....	8
Figura 2 Estructuras utilizadas para la identificación de las especies.(OIRSA 2003).	9
Figura 3 Esquema del ciclo de vida de <i>Aphis spiraecola</i> . Rojas, 2007.....	11
Figura 4 Dirección y velocidad de translocación de un virus en una planta.	21
Figura 5 Ubicación del CEDEH en el valle de Comayagua.....	22
Figura 6 Promedio de áfidos capturados por semana, durante la temporada agosto-septiembre 2013.....	44
Figura 7 Presencia de géneros de áfidos determinados en el valle de Comayagua.....	46
Figura 8 Porcentaje de áfidos transmisores y no transmisores de virus determinados.....	47
Figura 9 Representación en porcentajes de los controladores biológicos en base a su función entomófaga.	49
Figura 10. Características morfológicas generales de los áfidos.	57
Figura 11 Vista dorsal de varios tipos de frente.	58
Figura 12. Características morfológicas de las antenas.	58
Figura 13 Vista dorsal de la cabeza.	59
Figura 14 Rostro.	59
Figura 15. Características morfológicas de la pata posterior.	59
Figura 16. Varios tipos de alas.....	60
Figura 17. Características morfológicas de las alas.	60
Figura 18. Varios tipos de sífúnculos.	60
Figura 19 Vista dorsal de varios tipos de cauda.....	61
Figura 20 Vista ventral del abdômen.	61
Figura 21 Posición de los tubérculos marginales y los espiráculos abdominales (I-VII).....	61

LISTA DE CUADROS

Contenido	pág.
Cuadro 1 Duración media en días (ES) de los parámetros biológicos de <i>Myzus persicae</i> ...	10
Cuadro 2. Representación y descripción de los órdenes y familias de insectos depredadores	17
Cuadro 3 Lista de especies de áfidos determinados y principales virus que transmiten.....	45
Cuadro 4 Enemigos naturales parasitoide y depredadores de áfidos encontrados en el valle de Comayagua	48
Cuadro 5 Lista de cultivos hospedantes para los áfidos encontrados.....	50

Sánchez Márquez, D. M. 2013. Identificación de áfidos asociados a cultivos hortícolas y sus controladores biológicos nativos en el valle de Comayagua. Diagnostico Ing. Agr. Catacamas, Olancho. Honduras. Universidad Nacional de Agricultura.

RESUMEN

El presente trabajo se realizó durante los meses de julio-agosto, en el valle de Comayagua, Honduras y colectando especímenes desde el 2010. Este estudio tuvo como objetivo principal el reconocimiento de áfidos así como los virus asociados a estos y sus controladores biológicos existentes en el valle de Comayagua. Los áfidos se colectaron usando trampas pegajosas, aspiradora y trampas de agua amarillas, durante dos años. Los controladores biológicos se obtuvieron capturados con la aspiradora y a mano. Para hacer identificación se prepararon laminillas con áfidos aclarados en KOH durante 5 minutos, y se compararon con las claves propuestas por Remaudier y Voegtlin 2003 se obtuvo información mediante revisión de literatura de los principales virus transmitidos por áfidos. Las especies de áfidos encontradas fueron *Utamphorophora commelinensis*, *Euroleucon erigenorensis*, *Shizaphis rotundiventris*, *Myzus persicae*, *Dysaphis apiifolia*, *Lipaphis pseudobrasicae*, *Aulacorthum solani*, *Rhopalosiphum maidis*, *R. Padi*, *Macrosiphum rosae*, *M. euphorbiae*, *Toxoptera aurantii*, *Hysteroneura setariae*, *Aphis helianthi*, *A. nerii*, *A. forbesi*, *A. spiraecola*, *A. gossypii*, *A. amaranthi*, *A. craccivora*, *A. fabae*. De estos se determinó que el 76% representa importancia económica. Se encontró un total de 21 especies de áfidos distribuidos en 12 géneros. Se destaca la presencia de 2 especies de hábito subterráneo. Del total de insectos recolectados, se obtuvieron 15 familias de enemigos naturales, siendo Vespidae, Formicidae, Braconidae, Ichneumonidae, Sphecidae, Chalcidoidae, Chalcididae, Forficulidae, Amantidae, Chrysopidae, Coccinellidae, Carábidae, Nabidae, Reduviidae y Lygaeidae distribuidas en 6 órdenes (himenóptera, dermáptera, mantodea, neuróptera, coleóptera, hemíptera) el que más familias tiene representadas es el himenóptera con 46% de las familias determinadas. Los controladores biológicos se montaron en alfileres, para poder clasificarlos, siguiendo las claves establecidas fue posible identificarlos hasta familia. De estos el 43% resulto ser parasitoide y el 57% depredadores.

Palabras claves. Áfido, enemigos naturales, virus, identificación, claves.

I. INTRODUCCIÓN

Los áfidos plagas constituyen una de las plagas fitófagas con mayor atención debido a los daños y pérdidas que estos ocasionan en diversos cultivos, en especial los hortícolas. Debido a la transmisión de enfermedades virales. Estos están involucrados en la diseminación de más de 500 tipos de virus transmitidos de forma persistente y no persistente. Los áfidos debido a su impacto económico en los cultivos, representan uno de los grupos entomológicos más importantes desde el punto de vista agronómico, y algunos de ellos se transforman en serias plagas.

En nuestro medio tienen importancia significativa por las pérdidas que causan a los cultivos y el desconocimiento por parte de los productores hacia estas plagas. Los daños producidos son el resultado directo de su alimentación provocando diferentes tipos de enfermedades con síntomas característicos como el amarillamiento, arrosamiento, deformaciones y caída anticipada de las hojas, además de la disminución del crecimiento y el ennegrecimiento de los órganos de las plantas debido al desarrollo de hongos saprofitos conocidos como fumaginas sobre las excretas dulces de los áfidos.

Su control se ha basado de forma generalizada, ya que no existe un plan de manejo para áfidos, agregado a que se desconoce los hospederos y no hay muchos trabajos realizados en este campo. Por lo que el manejo de esta plaga no ha sido tan exitoso, y siguen habiendo problemas serios en los cultivos a nivel nacional.

Cabe mencionar que todos los organismos tienen sus propios enemigos naturales, en la actualidad los controladores biológicos tienen gran importancia en la agricultura, y son objeto de estudio, obteniéndose buenos resultados. Por lo que hoy en día se han liberado muchas especies, y que han favorecido en el manejo integrado de plagas.

Se logró identificar a través de claves establecidas las especies de áfidos que afectan las hortalizas en el valle de Comayagua de Honduras, además se preparó una colección de áfidos montados en placas que sirva como referencia para futuros trabajos de identificación y fortalecer esta área de la entomología, así como también identificar que especies de controladores biológicos se encuentran en la zona, y crear alguna estrategia de control que aseguren su sobrevivencia por el uso indiscriminado de productos químicos, y por ultimo asociar a través de revisión bibliográfica las enfermedades viróticas a las que están relacionados los áfidos presentes en la zona.

Con la realización de este trabajo esperamos que sirva de apoyo a la región, y que sirva de conocimiento para el control de vectores de virus asociados hortalizas, como también el aporte al conocimiento de los enemigos naturales presentes en la zona y que haga posible un cambio en el manejo de plagas.

II. OBJETIVOS

2.1 General

Identificar las especies de áfidos presentes en hortalizas del valle de Comayagua.

2.2 Específicos

Identificar las especies de áfidos relacionados a diferentes virus diagnosticados en la zona.

Clasificar los áfidos recolectados e identificados de acuerdo a su potencial vectorial y no vectorial.

Relacionar la presencia de áfidos recolectados a la incidencia de los diferentes virus que transmiten.

Identificar las especies de parásitoides y depredadores de áfidos que están presentes en cultivos de Comayagua.

III. REVISIÓN DE LITERATURA

3.1.1 Generalidades de las plagas

En Centroamérica el daño causado por insectos en gramíneas es cerca del 20% de la producción potencial y en frijol cerca del 25%. En algunos cultivos como algodón, guayaba, mango y otros, los insectos habitualmente arruinan el cultivo si no son controlados (Andrews 1989). Para señalar la importancia que representan los enemigos de la plantas, se puede considerar que solamente la pérdida de los productos hortícolas causada por ellos puede ser de 25-40% (Brunelli 1992).

3.1.2 Características Taxonómicas de los Esternorrincos

Sternorrhyncha es otro de los taxones clásicos de los Homópteros y es uno de los clados establecidos inicialmente en los estudios cladistas. El estudio ya mencionado de von Dohlen y Moran (1995) muestra con nitidez la monofilia de los Esternorrincos y de la existencia de unas agrupaciones Aphidoidea, Coccoidea Aleyrodoidea Psylloidea, que coinciden con las establecidas por Sorensen 1995. Se agrupan las especies actuales de Esternorrincos en cuatro superfamilias ya mencionadas y a veces consideradas subórdenes, con nombres semejantes terminados en inea o en odea. Las cuatro están ampliamente extendidas en la Tierra, si bien la mayor diversidad de Aleyrodoidea y Coccoidoidea se encuentran en zonas cálidas y la de Psylloidea y Aphidoidea en zonas templadas (Nafria 1999).

En todos los Esternorrincos la penetración de los estiletes es intercelular, accediendo a los líquidos internos de las pantas vasculares, de las que se alimentan. Esta forma de penetración es un carácter apomórfico, ya que en todos los demás hemípteros la penetración

es intracelular en principio. Los restantes esternorrincos actuales están especializados en la ingestión de la savia elaborada del floema, recurso trófico que han explotado con éxito. En los esternorrincos es normal la presencia de algún sistema filtrante, para pasar directamente agua y también glúcidos excedentarios, en los que se alimentan de savia elaborada desde la parte anterior del mesodeo a la posterior del mismo o al proctodeo (Nafria 1999).

3.1.3 Generalidades de los áfidos

Los áfidos son insectos chupadores que se alimentan de la savia de las plantas, provocando en ellas debilidad general. La presencia de altas poblaciones en los sembradíos causa grandes pérdidas económicas, alterando la fisiología de las plantas y provocando lesiones, enanismo, clorosis y necrosis, mosaico/moteado, mancha anular o anillos cloróticos, distorsión o deformación, tumores o agallas y pérdida en rendimiento. Pero la acción más grave de los áfidos es su capacidad de transmitir a las plantas enfermedades virales, trayendo como consecuencia pérdidas en el rendimiento, y económicas (Dufault 2012).

Estos insectos se reproducen en grandes números en un tiempo relativamente corto. Pueden completar su ciclo de vida en aproximadamente 10 a 14 días. Su ciclo de vida consta de tres etapas: huevo, ninfa y adulto. Los áfidos o pulgones constituyen un grupo muy extenso de insectos y están distribuidos principalmente por las zonas templadas, habiéndose detectado unas 4,000 especies, de las cuales, 500 son plagas de cultivos. De todas ellas hay algunas que solo afectan a un solo cultivo (monófagas), y otras que lo hacen a un gran número de ellos (polífagas) (Infoagro 2008).

3.1.4 Relación de áfidos con plantas hospederas

Los pulgones reconocen las plantas hospederas por una serie de procesos sensoriales, reconocimiento mecánico, reconocimiento olfativo y reconocimiento gustativo (que en primer lugar es superficial y, si este es positivo, pasa a ser en profundidad, accediendo a los vasos del floema (Lozano 2005). La mayoría de las especies de áfidos son relativamente

selectivas (hospedero específicas), y se alimentan exclusivamente de especies de plantas que pertenecen a un solo género, o sobre especies de géneros relacionados. Los áfidos seleccionan sus plantas hospederas con base en un estímulo químico que éstas transmiten, y que es percibido por ellos gracias a su sistema de sentidos bien desarrollados en las antenas y mediante pinchazos con su estilete en las hojas.

3.1.5 Comportamiento de vuelo de áfidos emigrantes

El comportamiento de vuelo facilita la transmisión de los virus que afectan a las plantas, incluso en aquellas que no son colonizadas por una especie de pulgón vector. Las condiciones atmosféricas y la claridad, entre otras, son las que rigen su predisposición para este vuelo de migración fisiológicamente necesario, el cual comprende varias etapas que finaliza con la denominada "vuelo de ataque o contaminación". Durante este vuelo el pulgón se desplaza prácticamente en forma horizontal sobre la vegetación realizando diversas "picaduras de prueba" hasta encontrar la planta hospedante definitiva (Gonzales 2011).

Así, el aterrizaje al azar, el predominio del instinto de dispersión, como también la búsqueda de la planta hospedante, facilitan la transmisión de virus vegetales, especialmente en aquellas plantas que no son colonizadas por la especie transmisora de la enfermedad. Ya que generalmente los áfidos transmisores de virus no son colonizadores de las plantas, sino que tienen un hábito migratorio. Los áfidos son atraídos por estímulos visuales y por el color verde claro y amarillo (Rojas 2007).

3.1.6 Relación de áfidos con otras especies de insectos

Estas plagas secretan una sustancia azucarada tipo melaza que promueve el crecimiento de hongos. Este exceso de melaza favorece el desarrollo de mohos de hollín, tizne, o negrilla (*Fumagina Cladosporium spp.*), lo que da lugar a la reducción de la actividad fotosintética de la planta y un descenso de la producción. Cuando este hongo mancha los frutos, deprecia

su valor comercial. Las hormigas también se alimentan de esta secreción azucarada y tienen una relación simbiótica con los áfidos. Esta relación simbiótica consiste en que las hormigas protegen a los áfidos y los transportan de una planta a otra, a cambio de la secreción de azúcar (Nieves 2005).

3.1.7 Distribución

Desafortunadamente, como sucede alrededor del mundo, muchas de las especies más comunes son de distribución cosmopolita y se les ha conocido durante mucho tiempo como plagas directas y vectores. Es de esperar que habrá un continuo flujo de especies cosmopolitas hacia Costa Rica y América Central. Algunas especies exóticas inmigrantes que se alimentan de plantas utilizadas en el comercio o en la producción de alimentos, indudablemente se convertirán en plagas, mientras que otras se establecerán permanentemente, pero tendrán poco o ningún impacto económico. Las invasiones relativamente recientes de *Toxoptera citricidus*, el áfido café de los cítricos, constituyen un ejemplo del potencial de estos inmigrantes (OIRSA 2003).

3.1.8 Clasificación taxonómica de los áfidos

Reino	Animalia
Filo	Arthropoda
Clase	Insecta
Orden	Hemiptera
Sub orden	Sternorrhyncha
Superfamilia	Aphidoidea
Familias	
	Anoeciida
	Aphididae
	Drepanosiphidae
	Greenideidae
	Hormaphi
	Lachnidae
	Mindaridae
	Penphigid
	Phloeomyzidae
	Telaxidae

3.1.9 Morfología de áfidos

Los áfidos son insectos pequeños ovalados, ápteros o alados, de ectoesqueleto suave, blando y delicado, desnudos o provistos de una cobertura de excresiones cerosas; son activos, de movimientos lentos, pero raras veces sedentarios. Su cabeza es pequeña y se encuentra anchamente unida al tórax. Las antenas generalmente son setiformes, con los segmentos basales más gruesos, en tanto que el segmento terminal se prolonga en un filamento más delgado, denominado unguis o spur, provisto de numerosos sensorios conocidos como “rinarios” que pueden tener diferentes formas (ver figura 1), (Torres 1997).

Los ojos compuestos son hemisféricos, grandes y multifacetados en las formas aladas, a veces reducidos en las formas ápteras; los ocelos están presentes en las formas ápteras. La proboscis, llamada también rostrum, es corta o más larga que el cuerpo, está compuesta de 3 - 4 segmentos y presentan un aparato bucal picador-chupador (ver fotografía B, fig. 1).

A



B



Figura 1 Adulto de áfido alado y B. Áfido succionando savia

El tórax es desarrollado, con tres segmentos diferenciados en las formas aladas pero no así en las formas ápteras; en éstas sólo el protórax está diferenciado, en tanto que el meso y el metatórax están fusionados. Las formas aladas presentan dos pares de alas membranosas y

transparentes y delicadas, las alas anteriores son de mayor tamaño que las posteriores y con venación más completa. El abdomen consta de 8 - 9 segmentos visibles, pero con la segmentación un tanto obliterada, presentan, además, 7 pares de espiráculos abdominales (Torres, 1997).

Muchas especies de este grupo tienen glándulas de cera que se abren al exterior en áreas especializadas del abdomen, así como también en los tubérculos laterales y dorsales ubicados en los diferentes segmentos abdominales. La mayoría de las especies de esta familia presentan en la parte dorsolateral del sexto segmento abdominal un par de órganos denominados cornículus, siphunculi, o sifones que son típicamente tubulares, rectos o recurvados y de diferentes tamaños (ver figura 2) (Torres, 1997).

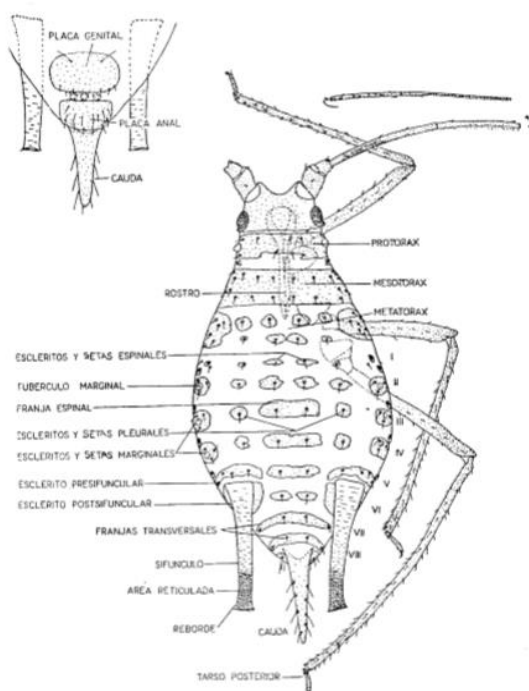


Figura 2 Estructuras utilizadas para la identificación de las especies.(OIRSA 2003).

Las especies en las cuales estas estructuras están bien desarrolladas pueden presentar un ducto y un orificio apical de salida, a través del cual excretan sustancias cerosas; en otras especies no son funcionales y pueden estar reducidos a simples anillos localizados sobre el ectoesqueleto; están ausentes en algunas especies. El ápice caudal del abdomen,

denominado cauda, provee valiosos caracteres de orden taxonómico por su forma, número y el ordenamiento de las setas, (Torres, 1997).

3.2 Ciclos de vida de los áfidos

En climas cálidos como el de Centroamérica, las hembras son frecuentemente vivíparas, pero se dan también las ovíparas, y dan formas aladas y ápteras. Las formas aladas son las más peligrosas por su alto potencial de transmisión de virosis al alimentarse y trasladarse de plantas enfermas a plantas sanas. En países templados a veces ocurren varias generaciones de hembras partenogenéticas y vivíparas que, cuando las condiciones de temperatura o humedad son adecuadas, originan generaciones aladas y de reproducción sexual. En condiciones favorables pueden ocurrir treinta generaciones por año (Vaughan, 1994).

Cuadro 1 Duración media en días (ES) de los parámetros biológicos de *Myzus persicae* sobre *Beta Vulgaris* var cicla. Tomado de Duarte 2011.

Período ninfal (días)	Período pre-reproductivo (días)	Período reproductivo (días)	Período post-reproductivo (días)	Longevidad (días)	Ciclo de vida (días)
4,25 ± 0,07	1,0	13,4 ± 0,96	1,95 ± 0,25	16,35 ± 1,08	20,6 ± 1,08

Los huevos son negros, ovoides o esféricos, de menos de 1mm de largo. Las ninfas son morfológicamente similares a los adultos aunque pequeñas, ápteras y de color algo más claro. Los adultos hembras ya sean ápteras o aladas son frágiles, provistas de largas antenas y de dos cornículos o sifones ubicados al final y encima del abdomen. Las hembras aladas poseen 4 alas membranosas y un tórax más oscuro que las hembras ápteras. El color varía de verde claro a verde oscuro según el hospedero del cual se alimenta (Vaughan, 1994).

Sus ciclos de vida (ver figura 3) pueden ser bastante complejos por diferentes razones. En cuanto a la forma de reproducción: existen especies denominadas holocíclicas (son especies en las que durante una gran parte de su ciclo vital se reproducen mediante partenogénesis telitoca obligada, y son sólo hembras ovovivíparas o vivíparas, que alternan con una única fase sexuada, con macho y hembra, donde la hembra es ovípara y otras consideradas

anholocíclicas (derivan de las anteriores, pero sólo se mantiene la reproducción por partenogénesis telitoca obligada, sólo hay hembras, y pueden ser ovíparas, ovovivíparas o vivíparas (Vaughan, 1994).

La aparición de cada una de estas formas suele estar condicionada a que una colonia de pulgones agote el alimento disponible o que resulte muy poblada. Esto desencadena respuestas endocrinas, reguladas por hormonas, en ciertos individuos, cuyos descendientes ya muestran la formación de los primordios alares. Las colonias suelen estar formadas por individuos ápteros, mientras que los individuos alados aparecen para emigrar a otras plantas o zonas en búsqueda de alimento.

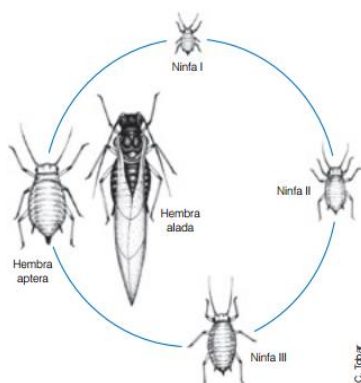


Figura 8-25
Ciclo de vida de *Aphis spiraecola*.

Figura 3 Esquema del ciclo de vida de *Aphis spiraecola*. Rojas, 2007.

Por sus costumbres alimenticias: se suelen dividir en especies monoécicas y heteroécicas. Las primeras se alimentan de una sola planta o de un grupo de plantas diversos pero emparentadas botánicamente entre sí durante su ciclo biológico anual. Las segundas son especies que parte de su ciclo anual lo realizan en una planta específica (generalmente son especies leñosas) denominada huésped primario y otra parte en diversos tipos de plantas muy diferentes a las anteriores, normalmente gramíneas, otras herbáceas o incluso leñosas, denominadas huéspedes secundarios. Esta alternancia de huéspedes es necesaria para completar su ciclo biológico normal (Vaughan, 1994).

3.3 Enemigos naturales de áfidos

Hasta el presente, se conoce más de un millón de especies de insectos distribuidas en todo el mundo. De esta enorme diversidad, se estima que en los agroecosistemas únicamente el 3% de las especies se comporta como plaga y el 97% está integrado por fauna auxiliar, de la cual, el 35% está representado por enemigos naturales de las plagas, entre los que destacan diversas especies de insectos depredadores y parasitoides, y el 62% restante lleva a cabo otras funciones (Rincón y Souza 2010).

Dentro del ecosistema agrícola, los enemigos naturales pueden encontrar ciertas dificultades para su desarrollo normal. Por un lado se tienen las grandes perturbaciones del medio por la discontinuidad de los cultivos anuales y por el efecto de las aplicaciones de insecticidas, por otro lado están las limitaciones en la disponibilidad de refugios y alimentos para los estados adultos

3.3.1 Enemigos naturales asociados con la presa

Virtualmente todos los animales son vulnerables a enemigos naturales; los mismos depredadores activos a menudo presentan un alto riesgo de detección y ataque por parasitoides u otros depredadores. Entonces, un importante determinante de la amplitud de la dieta es el rango y abundancia de los enemigos naturales que están asociados con la fuente de alimento del depredador (Estrada, 2008).

Algunos depredadores no usan defensas contra otros depredadores lo que incluye quedarse inmóvil, vivir en sitios protegidos (depredadores emboscadores, como las larvas de la hormiga león que viven en agujeros), coloración críptica y polimorfismos (arañas hawaianas y larvas de alas de encaje crisópidos), mimetismo (avispas que imitan a mantíspidos), escape, comportamiento amenazador y exudados químicos dañinos. La evolución de las defensas de un depredador contra enemigos naturales puede resultar en un

compromiso en términos de una reducción en el tiempo o en la eficiencia en la búsqueda, el ataque, el consumo y el metabolismo de la presa (Estrada, 2008).

3.3.2 Insectos Parasitoides

Los parasitoides son organismos generalmente monófagos. En su estado inmaduro, las larvas se alimentan y desarrollan dentro, o sobre el cuerpo de un solo insecto hospedero, al cual matan lentamente, ya sea que se trate de huevecillos, larva, pupa o muy raramente adulto de éste. En la mayoría de los casos consumen todo o la mayor parte del hospedero, al término de su desarrollo larvario le causan la muerte y forman una pupa ya sea en el interior o fuera del cuerpo. Normalmente, son más pequeños que el hospedero. En el estado adulto, los parasitoides son de vida libre y frecuentemente se alimentan de mielecilla, néctar, polen o desechos orgánicos de origen vegetal o animal. Sin embargo, existen muchas especies parasíticas cuyas hembras deben alimentarse de los hospederos para poder producir sus huevecillos (Rincón y Souza, 2010).

Este tipo de enemigos naturales pueden tener una generación al año (univoltinos) o presentar dos o más generaciones al año (multivoltinos) Tomando como base su localización en el hospedero, los insectos parasitoides se clasifican de la siguiente manera. Ectoparasitoides; Se localizan y alimentan en el exterior del cuerpo del hospedero. Un ejemplo de éste tipo de parasitoide es la avispa *Diglyphus* spp. (Hymenoptera: Braconidae) que parasita al “minador de la hoja” *Liriomyza* spp. Endoparasitoides; Se localizan y alimentan en el interior del cuerpo del hospedero. Como ejemplo se puede mencionar a la avispa *Cotesia flavipes* (Hymenoptera: Braconidae) parasitoide del “barrenador de la caña de azúcar” *Diatraea saccharalis* (Rojas, 2007).

De acuerdo al número de individuos que emergen del hospedero, los parasitoides se clasifican como: Solitarios; Son aquellos en los que un solo individuo se desarrolla dentro de su hospedero, como es el caso de la avispa *Diaeretiella* spp. (Hymenoptera: Braconidae) parasitoide del pulgón *Myzus persicae*. Gregarios; Se desarrollan varios

parasitoides en su hospedero, como es el caso de la avispa *Cotesia* spp. (Hymenoptera: Braconidae) parasitoide del “gusano cornudo del tomate” *Manduca sexta* (Rojas, 2007).

Por otra parte, en función de la estrategia de desarrollo que utilizan los parasitoides, se clasifican de la siguiente manera: Idiobiontes; En los cuales la larva del parasitoide se alimenta de un hospedero que detiene su desarrollo después de ser parasitado, es decir, son parasitoides de huevo, larvas y pupas. Un ejemplo de este tipo de parasitoide es la avispa *Trichogramma* spp. (Hymenoptera: Trichogrammatidae) parasitoide de huevos de mariposa. Koinobiontes; Son aquellos en los cuales la larva del parasitoide se alimenta • de un hospedero que sigue su desarrollo después de ser parasitado, es decir, son parasitoides de huevo-larva, larva-pupa. Un ejemplo de este parasitoide es la avispa *Diadegma insulare* (Hymenoptera: Ichneumonidae), parasitoide de la “palomilla dorso de diamante” *Plutella xylostella*.

Los insectos parasitoides son los enemigos naturales más utilizados en el control biológico aplicado y juegan un papel fundamental como reguladores naturales. Con base en una revisión bibliográfica, de 1193 enemigos naturales empleados en proyectos de control biológico, el 76% fueron parasitoides y el 24% restante fueron depredadores. Entre las especies de parasitoides, el 84% fueron del Orden Hymenoptera, 14% correspondieron a Diptera y el 2% restante a otros Ordenes (Estrada, 2008)

En gran medida, el uso preferencial de parasitoides sobre depredadores se debe a un mayor nivel de especialización de los primeros, es decir, mientras los insectos depredadores se alimentan generalmente de muchas especies de presas, los parasitoides solo son capaces de consumir a uno, o unos cuantos hospederos. En éste sentido, la dinámica poblacional de los insectos, en particular las plagas, generalmente está más ligada a la de los insectos parasitoides. En consecuencia, los parasitoides son identificados con mayor frecuencia como los principales responsables de la regulación de poblaciones de insectos (Estrada, 2008).

El braconido *Lysiphlebus testaceipes* (Cresson) parasita esta especie. La hembra ovipone en el interior del áfido y allí comienza a desarrollarse la larva del parasitoide que finalmente le causa la muerte. Sin embargo, este parasitoide se desarrolla en forma incompleta sobre *A. spiraecola* no alcanzando a emerger como adulto. *L. testaceipes* utiliza otras especies de áfidos en las que logra reproducirse (Rojas, 2007)

3.3.3 Insectos Depredadores.

Los coccinélidos *Adalia deficiens* Mulsant, *Eriopis connexa* (Germ.), *Hippodamia convergens* Guerin, *H. variegata* (Goeze), *Neda patula* (Erichson) y *Scymnus bicolor* Germ.), se alimentan de *A. spiraecola* y otras especies de áfidos. Los coccinélidos que se alimentan de áfidos consumen sus líquidos internos y otras estructuras del cuerpo como patas y antenas. Las larvas pequeñas principalmente succionan el contenido de los áfidos, mientras que las larvas más desarrolladas y los adultos pueden consumir áfidos pequeños enteros. Son organismos de vida libre y matan a sus presas al alimentarse de ellas. En forma general, las hembras de los depredadores depositan sus huevos cerca de las posibles presas. Al eclosionar los huevos, las larvas o ninfas buscan y consumen a sus presas (Rincon y Souza 2010)

Los insectos depredadores acechan a sus presas cuando éstas están inmóviles o presentan poco movimiento, en ocasiones las atacan directamente sin acecharlas. Los depredadores generalmente se alimentan de todos los estados de desarrollo de sus presas; en algunos casos, los mastican completamente y en otros les succionan el contenido interno, en éste caso, es frecuente la inyección de toxinas y enzimas digestivas (Rincon y Souza 2010)

De acuerdo a sus hábitos alimenticios, los insectos depredadores se clasifican como: Polífagos; Se alimentan de especies que pertenecen a diversas familias y géneros. Como ejemplo se tienen algunas crisopas (Chrysopidae). Oligófagos. Se alimentan de presas que pertenecen a una familia, varios géneros y especies. Como ejemplo se puede mencionar a las catarinitas (Coccinellidae) y moscas (Syrphidae) que consumen especies de pulgones.

Monófagos; Se alimentan de especies que pertenecen a un solo género. Un ejemplo típico es la catarinita *Rodolia cardinalis* (Coccinellidae) depredador específico de la “cochinilla acanalada de los cítricos” *Icerya purchasi* (Rincón y Souza 2010).

En términos generales, los insectos depredadores se diferencian de los parasitoides debido a las siguientes características:

Sus larvas o ninfas se alimentan de muchas presas individuales para completar su ciclo de vida. Se alimentan externamente, es decir, no penetran al interior de la presa. Generalmente son de mayor tamaño que su presa. Algunos insectos depredadores que se han utilizado con éxito en la agricultura son: a) larvas de la mosca *Aphidoletes aphidimyza* (Cecidomyiidae) para el control de pulgones, b) diversas especies de chinches del género *Orius* (Anthocoridae) que se alimentan de trips y *Anthocoris* depredador de ácaros, c) larvas del díptero *Episyrphus balteatus* (Syrphidae) depredador de pulgones, d) las catarinitas *Stethorus punctillum* y *Coccinella septempunctata* (Coccinellidae) depredadores de ácaros y pulgones respectivamente, así como *Cryptolaemus montrouzieri* para el control del piojo harinoso de los cítricos e) larvas y adultos de la crisopa *Chrysoperla spp.* (Chrysopidae) para el control de pulgones, ácaros y moscas blancas (Rincón y Souza 2010).

La mayoría de los insectos depredadores que participan en el control biológico de plagas agrícolas, ya sea natural o inducido, se clasifican de acuerdo al cuadro 2

Cuadro 2. Representación y descripción de los órdenes y familias de insectos depredadores Rincón y Souza (2010)

ORDEN	FAMILIA	PRINCIPALES PRESAS
Coleoptera	Coccinellidae	Pulgones, escamas, cochinillas y moscas blancas.
	Cleridae	Larvas de mariposas, picudos y chicharritas.
	Melyridae	Huevos, larvas, pupas, adultos de tamaño pequeño y cuerpo blando de diversos insectos.
	Carabidae	Larvas y pupas de mariposas y avispas.
Hemiptera	Anthocoridae	Trips, ninfas de mosquita blanca, pequeñas larvas de mariposas, ácaros y pulgones.
	Geocoridae	Pequeños insectos de diferentes grupos.
	Nabidae	Pulgones y larvas de mariposas.
	Reduviidae	Pulgones, larvas de mariposa, escarabajos y chicharritas.
	Pentatomidae	Escarabajos y catarinitas plaga.
	Phymatidae	Abejas, moscas, mariposas y otras chinches.
Diptera	Asilidae	Chapulines, escarabajos, avispas, abejas, huevecillos de chapulines y otras moscas.
	Syrphidae	Las larvas son depredadores de pulgones y pequeñas larvas de mariposas.
Neuroptera	Chrysopidae	Sus larvas se alimentan de pulgones, escamas, mosquitas blancas, ácaros, huevos, larvas de mariposas, escarabajos y trips.
	Hemerobiidae	Adultos y larvas son depredadores de pulgones, larvas de mariposas y otros insectos de cuerpo blando.
Hymenoptera	Formicidae	La mayoría son depredadores generalistas.
	Vespidae	Depredadores generalistas.
Dermaptera	Forficulidae	Pulgones, huevos y larvas de mariposas y palomillas.
Mantodea	Mantidae	Depredadores generalistas.
Odonata	Calopterygidae	Moscas, mosquitos y otros insectos pequeños.
	Coenagrionidae	Moscas, mosquitos y otros insectos pequeños.

3.4 Generalidades de los virus

Los virus son entidades demasiado pequeñas, como para poder observarlos en el microscopio óptico, que se propagan solo en el interior de células vivas y que tienen la capacidad de producir enfermedad. Más de la mitad de los virus conocidos atacan y producen enfermedades a las plantas. Un solo virus puede infectar a una o varias docenas de diferentes especies de plantas. Aunque los virus causan enfermedades y comparten con otros organismos vivos varias funciones genéticas y la capacidad de reproducirse, se comportan también como moléculas químicas. Constan de ácidos nucleicos y proteína, los

virus no se dividen ni producen algún tipo de estructura reproductora especializadas como las esporas, pero se propagan al inducir a las células hospederas a que formen más virus (Agrios 1985).

3.4.1 Características de los virus Fitopatógenos

Los virus de las plantas difieren de todos los demás fitopatógenos no solo en tamaño y forma, sino también en la sencillez de su constitución química y estructura física, método de infección, propagación, translocación dentro del hospedero, diseminación y los síntomas que producen sobre el hospedero. Debido a su tamaño pequeño y la transparencia de su soma, los virus no siempre pueden observarse ni detectarse mediante los métodos utilizados para otros patógenos. Los virus no son células ni constan de ellas (Agrios 1985).

3.4.2 Importancia de áfidos como transmisores de virus

La importancia de una especie vectora no depende sólo de su biología, que incluye el conocimiento de las plantas hospedantes colonizadas, sino también del tipo de virus y mecanismos de transmisión involucrados. En el caso de estudios epidemiológicos sobre virosis que afectan un determinado cultivo y son transmitidas por pulgones, no sólo es necesario considerar los pulgones que lo colonizan, sino también la afidofauna presente en otras plantas del área, ya que, durante los vuelos de diseminación en busca de nuevos hospedantes, los áfidos efectúan picaduras de prueba mediante las cuales pueden transmitir virus que afectan a otras especies botánicas no incluidas entre sus plantas hospedantes (Rojas 2005).

3.4.3 Transmisión de virus por áfidos

Los áfidos son los vectores más importantes de los virus que infectan a las plantas y transmiten a la gran mayoría de todos los virus portados en el estilete. Como regla general, varias especies de áfidos transmiten el mismo virus portado en el estilete, de ahí que esas

mismas especies a varios virus, pero en muchos casos la relación que se establece entre el virus y su vector es bastante específica. En general los áfidos adquieren al virus portado en el estilete una vez que se alimentan de una planta enferma durante unos 30 segundos y lo transmiten cuando se desplazan hacia una planta sana y se alimenta de ella en un lapso de tiempo similar (Oirsa 2003).

El periodo en que los áfidos son virulentos después de haber adquirido un virus portado en el estilete varía desde unos cuantos minutos hasta varias horas, después de lo cual ya no pueden transmitir el virus. En el caso de los áfidos que transmiten al virus portado en el estilete, parece ser que el virus se localiza sobre la punta de los estiletes, de ahí que el insecto lo pierda cuando fricciona sus partes bucales en las células hospederas; conviene mencionar que el virus no persiste a través de la muda o los huevecillos del insecto vector (Oirsa 2003).

3.4.3 1 Transmisión no persistente

Los áfidos pueden adquirir los virus durante los breves periodos en que prueban los tejidos epidérmicos de las plantas infectadas o se alimentan de ellas. Solo toma unos segundos para que las partes bucales queden contaminadas y, luego, puede transmitir los virus inmediatamente a otras plantas. Los áfidos permanecen infecciosos (virulíferos) durante un periodo corto, generalmente menor de dos horas, y los virus solo pueden ser llevados a cortas distancias. Con excepción del virus del enrollamiento de la hoja de la papa (PLRV), todos los virus de papa proveniente de áfidos son de manera no persistente (Torres 1997).

3.4.3.2 Transmisión persistente

Los virus que son transmitidos de manera persistente, se localizan en el floema de las plantas. Para adquirir estos, un áfido tiene que alimentarse del floema y no basta solamente explorar la superficie de la hoja. Esto puede tomar 20-30 minutos. El virus entra en el cuerpo del áfido y durante un periodo adicional de latencia o incubación que dura varias

horas, los áfidos permanecen normalmente no virulíferos. El virus persiste luego durante el resto de la vida del áfido y puede ser llevado luego a distancias largas (Torres 1997).

3.4.4 Descripción de virus transmitidos por áfidos

Existen más de 4000 especies descritas de pulgones distribuidas por todo el mundo, especialmente en zonas templadas según Dixon 1998, la efectividad de los pulgones como vectores de virus radica en las características de su biología y alimentación, así como en la morfología de su aparato bucal (Lozano 2005).

En nuestro país durante los últimos años han aparecido en las regiones productoras de cultivos hortícolas, principalmente de las familias de las solanáceas y cucurbitáceas, una serie de virus vegetales responsables de importantes pérdidas de producción y de calidad. El control de las enfermedades producidas por virus plantea una problemática diferente a la de otros agentes patógenos, ya que la mayoría de las medidas son indirectas, orientadas a disminuir las fuentes de infección tanto dentro como fuera del cultivo, a limitar la dispersión del virus o reducir los efectos de la infección sobre el rendimiento de la planta controlando los vectores. Normalmente no son soluciones permanentes debido a la capacidad de aparición con el tiempo de nuevas cepas de un mismo virus, con lo que con frecuencia hay que revisar la estrategia adoptada (Lozano 2005).

3.4.5 Síntomas ocasionados por virus en las plantas

El más común y en ocasiones el único tipo de síntoma es una menor tasa de crecimiento de la planta, lo cual causa varios grados de enanismo o achaparramiento de toda la planta. Al parecer casi todas las enfermedades virales ocasionan cierto grado de disminución en el rendimiento total y que el periodo de vida de las plantas infectadas por virus se acorta. Los síntomas más evidentes de las plantas infectadas por virus son comúnmente los que aparecen en el follaje, pero algunos virus producen síntomas visibles sobre el tallo, frutos y raíces con o sin el desarrollo de síntomas foliares. Ver Fig. 4 (Agrios 1985).



Figura 4 Dirección y velocidad de translocación de un virus en una planta.

(Adaptado de G. Samuel 1934, tomado de Agrios 1985).

IV. MATERIALES Y METODOS

4.1 Ubicación del experimento

Para este estudio, las muestras fueron recolectadas durante los meses de enero del 2010 a octubre del 2013 en el valle de Comayagua, ubicado en la ciudad de Comayagua, Honduras (ver fig. 5), éste presenta una humedad relativa de con una altura 450 de msnm y que está ubicada entre los N 0427278 Y W 1598597 y presenta una precipitación de 1450 mm, el tratamiento, montaje e identificación de especímenes se realizó en el Laboratorio de La FHIA, ubicada en la ciudad de La Lima, Cortés Honduras. El estudio consistió en identificar áfidos asociados a vectores y controladores biológicos presentes en la zona.



Figura 5 Ubicación del CEDEH en el valle de Comayagua.

4.1.1 Materiales y equipo

Para la recolección de los especímenes y posterior identificación se utilizó los siguientes materiales. Vehículo, aspiradora, bolsas de nylon, gasolina, papel, lápiz tinta, bolsas de malla, estereomicroscopio, microscopio electrónico, trampas pegajosas, mesa, computadora, cámara digital, frascos para conservar insectos, fuschin, aceite de clavos, alfileres, placas, bálsamo de Canadá.

4.1.2 Toma de muestras

Se realizaron muestreos con personal de campo de la FHIA, técnicos y el Dr. Espinoza encargado del laboratorio de Entomología. Las capturas de áfidos se realizaron semanalmente en cultivos de chile, tomate, berenjena, guayaba, patate, maíz y frijol durante las estaciones favorables de 2010-2013 (primavera-verano) en ambientes antropizados, representativos de la zona del valle de Comayagua, habiéndose recorrido aproximadamente tres comunidades aledañas al CEDEH, Comayagua (ver fig. 5), de donde se obtuvo la mayor cantidad de especímenes, ya que era la zona donde más cultivos había durante el año. Se recolectaron los áfidos que colonizaban cultivos hortícolas, y otras cultivadas con distintos propósitos, como en el caso de los especímenes que se capturaron de girasol y maíz, que estaban siendo utilizados como atrayente y barrera viva respectivamente.

La recolección de especímenes de áfidos se realizó de tres formas, una de forma directa del follaje de las plantas utilizando la aspiradora, y almacenándolas en bolsas de malla rotuladas del cultivo que se obtuvo la muestra, para posteriormente tratarlos en el laboratorio y los especímenes encontrados se colocaran en recipientes con alcohol. La otra fue trampas de agua, y de aquí se extraen directamente los áfidos. En algunos casos se tomaron muestras manualmente de los cultivos para obtener especímenes en mejores estados para su posterior identificación.

La otra fue trampas pegajosas de color amarillo, las trampas fueron leídas en el laboratorio usando el estereoscopio para ver si hay áfidos adheridos a ella, los demás insectos encontrados son retirados y desechados. Los especímenes capturados de esta manera se removían del papel cortando el pedacito de la trampa y puesto en un frasco con aceite de cítricos, para que este en 2-3 días pueda disolver el pegamento usado en las trampas. Los especímenes que fueron colectados de esta manera usualmente salen dañados aun cuando son removidos y tratado rápidamente de la trampa, debido a que partes de su cuerpo queda adherido al papel. La baja cantidad de especímenes recolectadas se vio influida por la presencia de lluvia durante los meses de julio a octubre, y por lo limpio que se manejan los cultivos en el centro experimental.

La obtención de especies de controladores biológicos se hizo de forma manual y aspirados de los cultivos. El montaje de CB se hizo sobre alfileres y según las técnicas de montaje y conservación de insectos propuestos por Márquez L, Juan (2005). Para la identificación de controladores biológicos se tomara como referencia los trabajos realizados de identificación por FHIA en los cultivos establecidos anteriormente, en el mismo sitio de donde se obtendrán los áfidos y que se anexaran en este trabajo. Se hizo uso de claves para la correcta identificación de las familias de controladores biológicos presentes. Mediante revisión de literatura y de trabajos hechos pro FHIA, se asociarán las enfermedades virales transmitidas por áfidos.

4.1.3 Conservación

Todos los insectos al momento de su captura fueron depositados en frascos con alcohol al 70%, esto permitió conservar en buen estado los áfidos y por tiempo ilimitado. Los controladores biológicos solo se montaran según el protocolo de montaje y conservación de insectos de Márquez L, Juan (2005). Posteriormente, en laboratorio se realizaron preparaciones microscópicas permanentes para la identificación taxonómica de los áfidos (alados y ápteros), mediante su estudio con estereomicroscopio y microscopio eléctrico

4.1.4 Proceso de aclarado de áfidos

El procedimiento que se utilizó para aclarar los especímenes fue el siguiente: se colocaron los especímenes en platos stender con alcohol al 100%, se le hacía una incisión entre el abdomen y el segundo par de patas, luego eran puestos en tubos de ensayo con KOH al 10% y calentados de 5-10° minutos a temperaturas de 110°C-150°C, dependiendo la estructura del áfido. Después de calentado se trasladaba a un plato con agua destilada para remover excesos de KOH, pudiéndose realizar hasta 5 limpiezas en algunos casos. Luego el espécimen se sumergía en ácido acético, con el fin de remover la grasa abdominal.

Una vez limpio el insecto se colocaba de 1-2 gotas de fuschin para remarcar sus características (alas, patas, antenas, cauda y sifúnculos), después se limpiaba nuevamente con alcohol. Por último se adicionaba aceite de clavo al espécimen dejándolo reposar por unos 20 minutos para quitar el brillo del insecto y poder hacer el montaje en los porta objetos, utilizándose bálsamo de Canadá como medio. Una vez que estaba listo el montaje se procedía a la identificación utilizando las claves propuestas por el francés Remaudiere en el 2005 y Voegtlin 2003.

4.2 Características morfológicas que se tomaron para la identificación de los áfidos

Los especímenes encontrados, identificados y determinados fueron comparados con las claves ya establecidas y se compararon con las fotografías de la Guía de áfidos del Mediterráneo propuestas por Remaudiere de 1990 y con las de la Guía para la identificación de áfidos alados de Costa Rica (Voegtlin 2003.) Bajo supervisión del Dr. Hernán Espinoza, se terminó de confirmar la nomenclatura de los áfidos identificados. Las características utilizadas para la identificación fueron largo de las antenas, alas, forma de la cabezas, setas o pelos, rinarios, largo del procesus terminales, presencia o ausencia de cauda y sifúnculos, ubicación de los ojos, tubérculos frontales y antenales, tórax, rostro y tamaño de las patas, presencia de tubérculos abdominales y placa subgenital y gonapófisis rudimentarias

V. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

El material obtenido fases de identificación y determinación y conservación, se procesó en el Laboratorio de Entomología del Departamento de Protección Vegetal de la Fundación Hondureña de Investigación Agrícola (FHIA), donde se procedió al conteo y separación de los pulgones por estrato, y se prepararon laminillas para conservarlos y hacer la determinación taxonómica que se efectuó con las claves de Remaudiere 2005 y Blackman 2010. El material biológico, procesado en micromontajes, se encuentra depositado en el Laboratorio de la misma sección de la FHIA.

5.1. Descripción de especies de áfidos determinados

5.1.1 *Utamphoraphora commelinensis*

Diagnóstico: Abdomen con esclerito central oscuro. Sifúnculos abultados sobre los 2/3 distales. Descripción de ejemplares vivos: cabeza, tórax color negro; abdomen de verde claro a amarillo. Ejemplares aclarados: cabeza y tórax segmentos antenales I y II, escleritos abdominales y sifúnculos café oscuro. Fémures oscuros en las puntas. Tibias pálidas en las puntas.

Características morfológicas: Cuerpo 1.5-2.0 mm de largo. Antenas más largo que el cuerpo. Processus terminalis 5.5-7 veces la base segmento antenal V. de 10-20 rinarios secundarios en el segmento III, 0 en el IV, 0 en el V. Último segmento rostral de 0.011-0.014 mm de largo de 2 setas adicionales. Sifúnculos abultados sobre los 2/3 distales imbricados debajo del reborde. Cauda con 6 pelos, de forma triangular parecida al dedo. Escleritos laterales en los segmentos abdominales II y IV, con escleritos alrededor de las placas.

Plantas hospedaras: con frecuencia son encontradas en maíz *Tradescantia zebrina*. En los países de centro América y algunos del Caribe.

5.1.2 *Euroleucon erigeronensis* Signoret

Diagnóstico: Sifúnculos con área pálida corta en la base, luego oscuro hacia la punta. Sin tubérculos laterales en el abdomen. Primeros tarsos con 4 pelos.

Descripción de ejemplares vivos: cabeza, tórax y apéndices color café; abdomen de verde a amarillo. Cauda pálida a café muy claro. Ejemplares aclarados: cabeza y tórax café oscuros. Abdomen pálido con escleritos laterales grandes en los segmentos II-IV. Cauda y sifúnculos café claros.

Características morfológicas: Cuerpo 1.7-2.5 mm de largo. Antenas de 1.1 veces el largo del cuerpo. Processus terminalis 3,5-4.2 veces la base segmento antenal IV. De 22-30 rinarios secundarios en el segmento III, 0-3 en el IV, 0-8 en el V. Último segmento rostral de 0.13-0.14 mm de largo de 7-8 setas adicionales. Sifúnculos alargados, tubulares, reticulados sobre 1/3-2/4 distal; región basal pálida no imbricada. Cauda con 8-11 de pelos de forma alargada y triangular. Tubérculos laterales no visibles

Plantas hospedaras: Son encontradas con frecuencia en plantas *Solidago* spp y *Erigeron* spp. No se le conoce como vector de virus.

5.1.3 *Shizaphis rotundiventris* Signoret

Diagnóstico: sifúnculos cilíndricos. Alas anteriores con venas medias bifurcadas. Descripción de ejemplares vivos: de verde oscuro a negro. Ejemplares aclarados: cabeza y tórax café oscuros. Abdomen con escleritos color café. Fémures oscureciéndose desde la base hasta la punta

Características morfológicas: Cuerpo 1.5-1.8 mm de largo. Antenas de 2/3 el largo del cuerpo. Processus terminalis 5.5-7.5 veces la base segmento antenal VI de 9-11 rinarios secundarios en el segmento III, 5-7 en el IV, 0-3 en el V. Ultimo segmento rostral de 0.08-0.09 mm de largo de 2-3 setas adicionales. Sifúnculos cilíndricos con pequeños reborde. Cauda estrecha en la mitad. Escleritos laterales en los segmentos II-IV

Plantas hospedaras. Áfidos no colonizador. No tiene importante relevancia en la propagación de virus

5.1.4 *Myzus persicae* Sulzer

Diagnóstico: Tubérculos antenales pronunciados, sifúnculos abultados. Abdomen con parches escleróticos. Descripción: Ejemplares vivos: cabeza, tórax, café oscuro. Abdomen de amarillo a verde. Patas amarillas-café. Ejemplares aclarados: cabeza y tórax café oscuros. Patas cauda y sifúnculos café intermedio al igual que los escleritos abdominales.

Características morfológicas: Cuerpo 1.6-2.5 mm de largo. Antenas de igual largo que el cuerpo. Processus terminalis 3-5 veces la base del segmento antenal VI; de 7-16 rinarios secundarios en el segmento IV, 0 en el IV, 0 en el V. Ultimo segmento rostral de 0.11-0.13 mm de largo con 2-4setas adicionales. Sifúnculos abultados en la mitad distal. Cauda triangular aproximadamente 1.5 veces tan larga como ancha en la base con 5-6 pelos. Abdomen con escleritos marginales en los segmentos II-IV con tubérculos en cada uno.

Plantas hospedaras: Es de hábito no colonizador por lo que se le conocen alrededor de 200 plantas hospedaras. Considerado una de las plagas más importantes de insectos en el mundo por su habilidad para transmitir cerca de 100 tipos de virus.

5.1.5 *Aphis forbesi* Wedd

Diagnóstico: El segmento antenal III con solo 4 rinarios: las antenas pueden tener solo 5 segmentos. Descripción: Ejemplares vivos: cabeza, tórax, negros. Son áfidos pequeños de color verde. Ejemplares aclarados: cabeza y segmento antenal I II café oscuro. Sifúnculos, cauda y antenas son más claros al igual que los escleritos marginales. Patas más claras que la cabeza, fémures más claros en la base y oscuros en la tibia.

Características morfológicas: Cuerpo 1.3-1.65 mm de largo. Antenas de 0.6-0.75 veces el largo del cuerpo, a menudo solo 5 segmentos. Processus terminalis 2.7-3.5 veces la base segmento antenal VI; de 2-4 rinarios secundarios en el segmento III, 0 en el IV, 0 en el V. Ultimo segmento rostral de 0.14-0.15 mm de largo con 2 setas adicionales. Sifúnculos imbricados, con lados paralelos, punta con reborde pequeño. Cauda de 0.5-0.65 veces los sifúnculos, con 6-10 pelos. Abdomen con escleritos marginales con estructura reticulada y filas pequeñas de espinas

Plantas hospedaras. *Fragaria* sp, *Alacossia* sp, *Solanum tuberosum* *Allium cepa*.
Importancia en plantas hospederas: Vector de Onion yellow dwarf virus.

5.1.6 *Lipaphis pseudobrassicae* Davis

Diagnóstico: Sifúnculos grandes, y abultados más largos que la cauda sin tubérculos en cada uno. Descripción: Ejemplares vivos: cabeza, tórax, sifúnculos, negros. Abdomen de amarillo con escleritos negros. Patas amarillas-café. Ejemplares aclarados: cabeza y tórax café oscuros. Patas cauda y sifúnculos claros

Características morfológicas: Cuerpo 1.4-2.2 mm de largo. Antenas de 0.7-0.8 veces el largo del cuerpo. Processus terminalis 2.2-3 veces la base segmento antenal VI; de 14-25 rinarios secundarios en el segmento III, 2-12 en el IV, 0-2 en el V. Ultimo segmento rostral de 0.09-0.11 mm de largo con 2-5 setas adicionales. Sifúnculos más largos que la cauda,

estrechándose afilados para crear un área abultada. Cauda triangular estrechándose hasta su punto medio, Abdomen con escleritos marginales en los segmentos II-IV con tubérculos en cada uno

Plantas hospedaras: Vive en muchas especies de Brassicaceae incluyendo: col, nabos; rábanos y mostaza. Habita en casi todas las partes del mundo. Importancia en plantas hospederas. Vector de varios tipos de virus con importancia económica para los cultivos

5.1.7 *Rhopalosiphum maidis* (Fitch)

Diagnóstico: Sifúnculos ligeramente abultados, en forma de barril. *Processus terminalis* 2.5 veces que la base del segmento antenal VI. Ultimo segmento rostral igual o de menor tamaño que el segundo metatarso. Descripción de vivíparos alados: Ejemplares vivos. Cabeza, tórax y apéndices café oscuro; el abdomen varia de verde oscuro a verde azulado. Ejemplares aclarados: cabeza y tórax café oscuros. Abdomen pálido con escleritos laterales grandes en los segmentos II-VII; escleritos pre y postsifúnculares presentes y unidos en el medio; segmentos VI-VII más frecuentemente con una barra esclerótica media de tamaño variable. Apéndices totalmente oscuros, excepto $\frac{1}{2}$ basal de los fémures anteriores y $\frac{1}{6}$ basal o menos de los meso y meta-fémures. Cauda y sifúnculos oscuros.

Características morfológicas: Cuerpo de 1.5-2.5 mm de largo. Antena aproximadamente 0.6 veces el largo del cuerpo, processus terminalis de 1.8-2.5 la base del segmento antenal VI; de 10-20 rinarios secundarios en el segmento antenal III; de 0-8 en el IV y de 0-3 en el 5. Ultimo segmento rostral de 0.8 -0.9 mm de largo, con dos pelos adicionales. Sifúnculos ligeramente abultados imbricados, con un pequeño reborde. Cauda por lo general con 2, pero a veces con 3 pares de pelo, aproximadamente 0.85 veces los sifúnculos. Tubérculos laterales en segmentos abdominales I y VII, poco frecuente en otros segmentos. Tubérculos en segmentos VII colocados un poco bajo por la línea espiracular extendida.

Importancia económica: Es conocido como vector de virus de muchas plantas, incluyendo varios del maíz. Transmite en forma persistente BYDV, MLFV, MRLV, y en su forma no persistente AMV y SMV.

5.1.8 *Rhopalosiphum padi* (Linnaeus)

Diagnóstico: Processus terminalis de 4-5 veces la base del segmento antenal VI. Sifúnculos ligeramente abultados, levemente asimétricos en la parte distal, con un borde no perpendicular al axis. Pelos antenales aproximadamente $\frac{1}{2}$ de largo que el diámetro basal del segmento III. Descripción de vivíparos alados: Ejemplares vivos: cabeza y tórax negros; abdomen verde oscuro, casi negro, en especímenes mayores. Ejemplares aclarados: cabeza, tórax, antena, coxas y trocánteres, café oscuro. Y fémures anteriores pálidos en la mitad basal; meso y metafémures pálidos en la base; tibias pardas con áreas oscuras en la punta, al igual que los tarsos. Escleritos abdominales café intermedio.

Características morfológicas: Cuerpo de 1.7-2.5 mm de largo. Antena de $\frac{2}{3}$ a $\frac{3}{4}$ veces el cuerpo; processus terminalis de 3-4 veces la base del segmento antenal VI; de 11 a 25 rinarios en el segmento antenal III; de 2-10 en el IV, Y 0 en el V. Último segmento rostral de 0.10-0.12 mm de largo, por lo general con 2 pelos adicionales. Sifúnculos ligeramente abultados en la mitad distal, luego estrechos justo debajo del amplio reborde; punta no alineada perpendicularmente al eje longitudinal de los sifúnculos. Cauda en forma de lengua con 4-7 pelos. Escleritos laterales postsifúnculares presentes; tergitos en segmento VII Y VIII con bandas escleróticas angostas. Segunda bifurcación en ala anterior, por lo general muy cerca de la punta del ala.

No se le conoce importancia económica. Conocido como vector de un importante número de virus, tales como WYDV, MDMV, OYDV y otros virus no persistentes.

5.1.9 *Aphis gossypii* Glover

Diagnóstico: Cauda distintivamente más pálida que sifúnculos. Segmento antenal III con 3-9 rinarios secundarios. Cauda con 4-6 pelos. Processus terminalis de 2.5-3 veces la base del segmento antenal VI. Descripción de alados vivíparos: Ejemplares vivos: de color muy variable aun dentro de la colonia; abdomen de amarillo claro a verde oscuro. Especímenes aclarados: cauda más clara que los sifúnculos, a veces parda en ejemplares más viejos. Cabeza y tórax café oscuro. Segmentos antenales del mismo color que la cabeza; segmento 3-6 café claro, a veces los segmentos 3-5 más pálidos en la mitad proximal. Escleritos abdominales más claros que los sifúnculos oscuros. Abdomen sin escleritos centrales en los segmentos 1-6. Coxas oscuras, trocánteres pálidos mesofémures pálidos, metafémures ligeramente oscurecidos en la mitad distal; tibias pálidas hacia la punta distal, la cual es oscura como son los tarsos.

Características morfológicas: Cuerpo de 0.95-1.75 mm de largo. Antena 0.6 a-0.75 veces el largo del cuerpo, processus terminalis de 2.5-3.4 veces la base del segmento antenal VI; de 3-9 rinarios en el segmento antenal 3, 0 en el IV, 0 en el V, último segmento rostral de 0.10-0.11 mm de largo, con dos pelos adicionales. Sifúnculos ligeramente estrechos, de 0.1-0.15 veces el cuerpo, de 1.5-2.0 veces la cauda. Cauda corta, mitad distal redondeada, generalmente con 4-6 pelos, escleritos marginales en los segmentos II-IV; escleritos post-sifúnculares grandes, y escleritos transversales en los segmentos abdominales VII y VIII.

Importancia económica: Es una plaga seria para muchos cultivos de importancia económica y plantas ornamentales. Además de producir daños directos, *Aphis gossypii* es uno de los vectores de enfermedades virales más eficaces. Se conoce más de 50 enfermedades transmitidas por este áfido, incluyendo virus no persistente de arveja, apio, caupí, dalia, lechuga, cebolla, chile, soja, fresa, camote, tulipán, crucíferas, cucurbitáceas, y virus persistentes como CAV, LRV, LSV, PEMV.

5.2 *Macrosiphum rosae* (Linnaeus)

Diagnóstico: Sifúnculos alargados completamente oscuros, 1/8 distal reticulado. Processus terminalis aproximadamente igual al segmento antenal III. Abdomen con escleritos laterales distinguibles en los segmentos abdominales II-IV y VII, a menudo cada uno con un tubérculo. Descripción de vivíparos alados: Ejemplares vivos: cabeza y torax de oscuro a negro; abdomen rosado pálido verde. Ejemplares aclarados: cabeza, torax, antenas, 1/2 distal de fémures, extremos distales y proximales de tibias, tarsos, sifúnculos y escleritos abdominales, café oscuro. Coxas oscuras y trocánteres, pálidos. Cauda pálida.

Características morfológicas: Cuerpo de 2.5-a 3.5 mm de largo. Antenas aproximadamente tan largas como el cuerpo; processus terminalis de 5-6 veces la base del segmento antenal VI; de 31-68 rinarios secundarios en el segmento III, 0 en el segmento IV, y 0 en el segmento V. Último segmento rostral de 0.14-0.15 mm de largo, con 8 pelos adicionales. Sifúnculos largos, estrechándose gradualmente en 1/3 basal liso, luego en forma de tubo; área reticulada de imbricada y ligeramente constreñida con 1/8 distal. Cauda estrecha sobre 1/3 basal; luego en forma de dedo con 10 pelos. Escleritos laterales en segmentos abdominales II-IV y VII; algunos pueden presentar un pequeño tubérculo; escleritos pre y post-sifúnculares presentes; escleritos esparcidos en segmentos abdominales; segmento VIII a lo sumo con una banda transversal, angosta y pálida. Venas de las alas, pálidas.

Importancia económica: Pueden causar problemas en rosas cultivadas cuando se desarrollan en grandes poblaciones. Conocida como vector de varios virus de plantas, pero de ningún virus de rosa.

5.2.1 *Macrosiphum euphorbiae* (Thomas)

Diagnóstico: Sifúnculos alargados, pálidos en la base, oscureciendo gradualmente, con 1/4 distal reticulado. Processus terminalis más largo que el segmento antenal III. Abdomen sin

escleritos visibles. Descripción de vivíparos alados: Ejemplares vivos: cabeza y tórax a verde amarillento, ligeramente más oscuro que el resto del cuerpo, el cual es verde claro. A veces el color de base del cuerpo es rosado. Antenas y patas más oscuras. Ejemplares aclarados: cabeza, tórax y segmentos antenales I-II y la base del III dorado claro. Resto de antenas 1/3 distal de fémures, punta distal de tibias y tarsos café intermedio. Esclerotización sífúnculos variable, pero siempre con clara región basal, oscureciéndose distalmente en forma gradual; área reticulada siempre moderadamente esclerotizada. Abdomen y cauda clara. Venas del ala café.

Características morfológicas: Cuerpo de 2.1-3.3 mm de largo. Antenas de 1-1.5 veces del cuerpo; processus terminalis de 5-6.5 veces la base del segmento antenal VI; de 7-20 rinarios secundarios en segmento III; 0 en el IV y 0 en el V. Último segmento rostral de 0.15-0.16 mm de largo, con 7-10 pelos adicionales. Sífúnculos alargados, tubulares, con 1/5-1/4 distal reticulados y aproximadamente la cauda. Área reticulada aparece ligeramente cóncava. Cauda alargada, triangular, con 8-12 pelos.

Importancia económica: Conocido como vector de 40 virus no persistentes y cinco virus persistentes.

5.2.2 *Toxoptera aurantii* (Boyer de Fonscolombe)

Diagnóstico: Vena media del ala anterior bifurcada una vez. Segmento antenal III y V pálidos, con las puntas oscuras. Metatibias con filas de ganchos cortos y robustos. Descripción de vivíparos alados: Ejemplares alados: negros, con el abdomen de café a negro. Ejemplares aclarados: Cabeza, tórax, escapula, pedicelo y sífúnculos y cauda, café oscuro; punta de los segmentos antenales III, IV y V, base del IV, café intermedio. Coxas oscuras; trocánteres y área corta basal de meso y metafémures, pálidos; fémures anteriores pálidos sobre más de la mitad basal; tibias pálidas con extremos oscuros; tarsos café intermedios. Escleritos laterales café claro; los escleritos post-sífúnculares y los de los segmentos VII y VIII, café intermedio.

Características morfológicas: Cuerpo de 1.2-1.8 mm de largo. Antena aproximadamente 0.75 veces del cuerpo processus terminalis de 3.5-5 veces la base del segmento antenal VI; de 2-8 rinarios secundarios en el segmento antenal III; 0 en la IV y 0 en el V. Ultimo segmento rostral 0.11-0.12 mm de largo, con dos pelos adicionales. Sifúnculos ligeramente más largos que la cauda imbricada estrechándose hacia la base de la punta, la cual es menor de la $\frac{1}{2}$ del diámetro basal. Cauda en forma de dedo, con 12-18 pelos. Vena media del ala anterior bifurcada una vez. Tibias posteriores con una fila de ganchos cortos. Orificios abdominales de bajo de la línea espiracular, con ancho esclerito cubierto con un fino borde dentado que forma celdas alargadas.

Importancia económica: Conocida como vector de muchos virus de plantas, incluyendo CTV, CMV y CRV.

5.2.3 *Hysteroneura setariae* (Thomas)

Diagnóstico: Alas posteriores atravesadas por una sola vena. Sifúnculos oscuros, cauda pálida. Descripción de vivíparos alados: Ejemplares vivos; cabeza y tórax, café oscuros; abdomen café claro, brillante. Antenas café oscuro. Sifúnculos, fémures y punta distal de las tibias, café oscuro. Cauda amarillo pálido. Ejemplares aclarados, cabeza, pterotórax, sifúnculos, 2/3 distales de meso y meta fémures, área corta distal de tibias y segmento antenal I y III, café intermedio. Protórax, parte distal del segmento antenal IV, la mayoría del segmento V y todo el segmento VI, café más claro. Fémures anteriores principalmente pálidos a veces ligeramente pálidos. Escleritos abdominales y cauda, pálidos.

Características morfológicas: Cuerpo de 1.4-2.3 mm de largo. Antenas más cortas que el cuerpo; processus terminales de 5-6 veces la base del segmento antenal VI; de 15-21 rinarios en el segmento antenal III; de 3-7 en el IV y 0 en el V. Ultimo segmento rostral de 0.09-0.10 mm de largo, con dos pelos adicionales, sifúnculos estrechándose gradualmente, imbricados, con pequeño reborde. Cauda estrechándose agudamente hacia la mitad distal, angosta y de lados paralelos, por lo general con 4 pelos. Abdomen sin escleritos dorsales,

con escleritos laterales en el segmento II y IV, y escleritos post-sifunculares pequeños. Ala posterior atravesada por una sola vena.

Importancia económica: Conocido vector de virus de plantas, incluyendo a SMV y CMV.

5.2.4 *Aphis helianthi* Monell

Diagnóstico: Segmento antenal III con 15 o más rinarios esparcidos sobre el segmento. Cauda con 8 o más setas. Sifunculos ligeramente curvos hacia afuera. Descripción: Ejemplares vivos: cabeza y tórax negro con abdomen de verde a amarillo; área basal de tibias más claras. Ejemplares aclarados: cabeza y tórax café oscuro. Antenas con el segmento III claro. Cauda y sifunculos café oscuros, tibias pálidas y placa genital oscura.

Características morfológicas: Cuerpo 1.2-1.8 mm de largo. Antenas de 0.6-0.7 veces el largo del cuerpo. Processus terminalis 2-3 veces la base segmento antenal VI; de 15-35 rinarios secundarios en el segmento III, 2 en el IV, 0 en el V. Ultimo segmento rostral de 0.11-0.12 mm de largo con 2-5 setas adicionales. Sifunculos imbricados, estrechándose uniformemente hacia la punta. Cauda estrechándose hacia la punta redondeada con 7-15 pelos 0.55-0.75 veces los sifunculos.

Plantas hospedaras: Se ha encontrado en Aloe vera pero su hospedero particular es la planta de girasol y *Cornuss* sp y cebolla. Importancia en plantas hospedaras: Vector de varios tipos de virus con importancia económica para los cultivo como el girasol portador de virus como Bean yellow mosaic virus y Onion yellow stunt virus.

5.2.5 *Aphis nerii* Boyer de Fonscolombe

Diagnóstico: Sifunculos grandes, robustos y fuertemente imbricados, $\frac{1}{4}$ el largo del cuerpo. Ultimo segmento rostral de 0.5-0.16. Descripción: Ejemplares vivos: cabeza, tórax, sifunculos, negros. Abdomen de amarillo. Fémures amarillos, oscureciéndose hasta la

mitad. Ejemplares aclarados: cabeza y tórax oscuros. Fémures claros; tibia oscura. Escleritos abdominales café.

Características morfológicas: Cuerpo 8.-2.3 mm de largo. Antenas de 0.7 veces el largo del cuerpo. Processus terminalis 4-5 veces la base segmento antenal VI y de 3.4-4.0 veces; de 4-15 rinarios secundarios en el segmento III, 0-8 en el IV, 0 en el V. Ultimo segmento rostral de .0.15-0.16 mm de largo con 2 setas adicionales. Sifúnculos largos imbricados, estrechándose gradualmente hacia el borde. Cauda de 0.35-0.6 veces los sifúnculos con 10-12 pelos, Abdomen con escleritos marginales en los segmentos II-IV.

Plantas hospedaras: *Asclepias physocarpa*, *Asclepias* sp. *Nerium oleander*. Importancia en plantas hospederas: Vector de Chili mosaic virus y Sugar canae mosaic virus.

5.2.6 *Aulacorthum solani* Kaltenbach

Diagnóstico: Frente con tubérculos antenales y cubierto de espinas. Sifunculos palidos con puntas oscuras. Abdomen con escleritos transversales irregulares. Descripción: Ejemplares vivos: amarillos o verde con partes oscuras en la base de los sifúnculos. Cabeza y tórax amarillo o café. Ejemplares aclarados: cabeza y torax oscuros. Los segmentos antenales del mismo color de la cabeza con rinarios pálidos. Sifúnculos café claro oscureciéndose en la punta. Patas y cauda café con distinciones claras en la tibia y fémures.

Características morfológicas: Cuerpo 2-3 mm de largo. Antenas de 1.05-1.35 veces el largo del cuerpo. Processus terminalis 1.1-1.3 veces la base segmento antenal III y de 4.5-5.0 veces el segmento antenal IV; de 6-20 rinarios secundarios en el segmento III, 0-0 en el IV, 0 en el V. Ultimo segmento rostral de 0.12-0.15 mm de largo de 5-7 setas adicionales. Sifúnculos cilíndricos, 2 veces más grande que la cauda con un ancho borde. Cauda en forma de dedo, de 10-12 pelos, Abdomen con escleritos marginales en los segmentos II-IV. Frente de la cabeza con tubérculos antenales con espinas distinguibles.

Plantas hospedaras: *Foeniculoum vulgare*, *Lactuca sativa*, *Brassica* sp, *Malva parviflora*, *Anthurium* sp, *Allium cepa*, *Lillium longiflorum*, *Phlebodium pseudoarureum*. También se encuentra en solanáceas y plantas de barrera como maíz y girasol. Importancia en plantas hospederas. Vector de más de 40 diferentes tipos de virus.

5.2.7 *Aphis spiraecola* Path

Diagnóstico: Cauda estrecha con forma de cuchara con 10-12 pelos. Setas en los fémures.

Descripción: Ejemplares vivos: cabeza, tórax, sifúnculos, negros. Abdomen de amarillo a verde: Ejemplares aclarados: cabeza y tórax oscuros. Fémures claros; tibia oscura. Escleritos abdominales café. Abdomen membranoso con escleritos marginales en los segmentos II y IV

Características morfológicas: Cuerpo 1.4-1.8 mm de largo. Antenas de 0.5-0.7 veces el largo del cuerpo. Processus terminalis 2.5-3 mm veces el segmento antenal IV y de 3.4-4.0 veces; de 4-10 rinarios secundarios en el segmento III, 0-4 en el IV, 0 en el V. Ultimo segmento rostral de 0.10-0.11 mm de largo con 2 setas adicionales. Sifúnculos imbricados, estrechándose gradualmente hacia el borde. Cauda de 0.4-0.6 veces los sifúnculos con forma de cuchará, con 10-14 pelos, de 0.6-1 veces los sifúnculos. Abdomen con escleritos marginales en los segmentos II-IV.

Importancia en plantas hospederas: Vector de papaya mosaic virus, Citrus tristeza virus, Paw-paw distortion virus, Plum pox virus, Potato virus: también causa daño directo al as de las hojas debido al efecto directo de las colonias.

5.2.8 *Disaphis apiifolia* (Theobald)

Alados, montados en láminas: antenas, cabeza y tórax oscuros. Antenas con numerosos sensorios secundarios, más de 50 en el segmento III, más de 20 en el IV, raramente (0 a 3) en el V. Segmento III más largo que IV y V. *Processus terminalis* de 4-5 veces, base del segmento VI. Patas: trocánter, tercio basal del fémur y parte central de la tibia claros. Coxa,

2/3 distal del fémur, ápice y base de la tibia y tarsos oscuros. Abdomen claro, excepto mancha dorsal oscura, a veces con bandas separadas en los segmentos VII y VIII, con tubérculos laterales presentes en los segmentos I al V. Sifúnculos oscuros, imbricados. Cauda oscura, trapezoidal, más corta que los cornículos, 4 pelos laterales y uno subapical.

Caracteres diferenciales más importantes: numerosos sensorios secundarios en antena III y IV. Mancha dorsal oscura en el abdomen. Presencia de tubérculos dorsales en segmentos abdominales VII y VIII.

5.2.9 *Aphis amaranthi* Holman

Diagnóstico: Alados con pequeños rinarios secundarios esparcidos sobre el segmento antenal III, a menudo en el IV y a veces en el V. *Processus terminalis* de 2.5-3 veces la base del segmento antenal VI. Cauda corta en forma de lengua con 8-13 pelos. Último segmento rostral 1.25 veces > que el segundo metatarso.

Descripción de vivíparos alados: Ejemplares vivos: cabeza y tórax negros. Abdomen de verde oliva a café rojizo. Tibias blancuzcas, excepto la punta distal. Ejemplares aclarados: cabeza y tórax café oscuro. Abdomen claro con escleritos marginales café oscuro, esclerito post-sifuncular grande, fusionado con esclerito anti-sifuncular incompleto; bandas escleróticas angostas a través de la línea media en los segmentos abdominales VII y VIII. Antenas café oscuro, excepto en la sección proximal del segmento III. Patas café, excepto la sección basal de los fémures más clara y la sección media de las tibias, parda. Sifúnculos y cauda café oscura. Escleritos abdominales café, más claros que los sifúnculos.

Características morfológicas: Cuerpo de 1.6-2.0 mm de largo. Antenas de 0.5-0.65 veces el cuerpo; *processus terminalis* de 2.5-3.1 veces la base del segmento antenal VI; rinarios secundarios de 8-22 en el segmento antenal III; de 0-8 en el IV, y de 0-2 en el V. Rinarios pequeños en el segmento III, por lo general menores que la mitad del diámetro antenal, dispuestos irregularmente sobre el segmento, cuando están presentes; los de los segmentos IV y V por lo general en fila. Último segmento rostral de 0.11-0.12 mm de largo, con 2-4

pelos adicionales. Sifúnculos de 0.1-0.15 veces el largo del cuerpo, imbricados y gradualmente afilados distalmente, con un pequeño reborde. Cauda corta estrechándose hacia la mitad y luego en forma de lengua amplia, con 8-13 pelos. Tubérculos laterales grandes en segmentos I y VII, de 2-4 veces el diámetro de las aberturas espiraculares; algunos especímenes con pequeños tubérculos laterales en los segmentos abdominales II-IV.

Importancia económica: No se le conoce importancia económica.

5.3 *Aphis cracivora* Koch

Diagnóstico: Alados por lo general con escleritos irregulares a través de los segmentos abdominales. Con 3-8 rinarios secundarios solamente en el segmento antenal III. Último segmento rostral aproximadamente del mismo largo que el segundo metatarso. Especímenes vivos negros, con patas blanquecinas.

Descripción de vivíparos alados: Ejemplares vivos: negros en su totalidad, con la parte basal de fémures, y por lo general toda la tibia, blancuzcos. Ejemplares aclarados: cabeza, tórax, sifúnculos, cauda y escleritos abdominales café oscuro. Escápula y pedicelos del mismo color que la cabeza; flagelo antenal un poco más claro; segmentos antenales III, IV y V oscureciéndose ligeramente hacia el extremo distal. Coxas café, trocánteres pálidos, fémures oscureciéndose gradualmente de la base hacia la punta, tibias pálidas cerca de la punta, luego café oscuro como los tarsos.

Características morfológicas: Cuerpo de 1.4-2.2 mm de largo. Antenas de 0.6-0.75 veces el largo del cuerpo; *processus terminalis* de 1.9-2.7 veces la base del segmento antenal VI; 3-8 rinarios secundarios en el segmento III; 0 en el IV, y 0 en el V. Último segmento rostral de 0.11-0.13 mm de largo, con 2 pelos adicionales. Sifúnculos imbricados, estrechándose gradualmente hacia la punta, con un pequeño reborde. Cauda con 7-9 pelos, de 0.6-0.8 veces los sifúnculos. Tubérculos laterales en los segmentos abdominales I y VII, poco frecuentes en los segmentos II-IV. Escleritos marginales grandes con dos pelos en los

segmentos II-IV; un esclerito más pequeño presente en el segmento V. Escleritos post-sifunculares bien desarrollados. Escleritos transversales en los segmentos abdominales VI-VII; escleritos transversales más pequeños y de forma irregular a menudo en los segmentos III-V.

Importancia económica: Esta especie es vector de más de 30 virus, incluyendo virus no persistentes en: frijol y arveja (*Phaseolus vulgaris* y *Pisum sativum*, Fabaceae); cardamomo (*Anomum cardamomum*, Zingiberaceae); remolacha (*Beta vulgaris*, Chenopodiaceae); cucurbitáceas y brasicáceas. Transmite los siguientes virus en forma persistente: Subterranean clover stunt virus, Groundnut mottle virus y Groundnut rosette virus.

5.3.1. *Aphis fabae* Scopoli

Características morfológicas: Antenas con 5-6 artejas, de 0.77 a 1.83 mm y de 0.5 a 0.9 veces el cuerpo; pálidas en su mayor parte, antenómeros I, II (normalmente), porción distal de V y VI ahumadas o negras; filamento terminal de 1,5 a 4,0 veces la base; algunas ejemplares llevan algún pequeño sensorio secundario en el antenómero III. Rostrómero apical de 0.10 a 0.18 mm y de 0.8 a 1.5 veces el segundo artejo de los tarsos posteriores con 1 a 4 setas complementarias. Patas con el patrón de pigmentación general del género. Cutícula dorsal reticulada. Abdomen con escleritos marginales (pequeños), postcorniculares(a veces ausentes) y espirales o pleuro-espinales (de desarrollo variable) en los uritos I a V y bandas en VI (generalmente no se une a los escleritos postcorniculares y puede faltar), VII (a veces ausente) y VIII. Uritos II a IV (VI) con 0 a 7 pequeñas marginales.

Sifúnculos negros, de longitud muy variable incluso en la misma colonia, de 0.11 a 0.48 mm de 0.7 a 1.9 veces la cola y 2.7 a 7.8 veces su diámetro en el medio. Placa genital con 2 a 9(14) setas discales. Urito VIII con 2 a 10, normalmente de 4 a 7, setas dorsales. Cola negra y robusta, de 1.1 a 1.8 veces más larga que ancha en la base y con 7 a 27 setas largas y curvadas. Setas frontales de 30 a 53 micras; complementarias del rostrómero apical de 50

a 73 micras; interna del trocánter de 0.8 a 2.0 veces la sutura trocántero-femoral; ventrales del fémur de 35 a 85 micras: tibiales de 45 a 80 micras: del urito VIII de 30 a 78. Las setas del antenómero III y en menor medida las del urito III varían según subespecies.

Importancia económica: La plaga causa el mayor daño en vegetal y azúcar de remolacha, habas, alubias, patatas, girasol y tomate. Causa daño a más de 200 especies de plantas cultivadas y silvestres.

5.5 Virus asociados a áfidos

Se hizo revisión de literatura para asociar los principales virus transmitidos por áfidos, la siguiente lista muestra los datos recolectados de los virus, la mayoría de ellos presentes en Honduras.

AMV: Alfalfa mosaic virus	MNSV: virus del as necroticas del melon
BCMV: Bean common mosaic virus	BYDV: virus del enanismo marillo de la
BiMV: Bidens mosaic virus	cebolla
BMV: Brome mosaic virus	INSV: impatiens necrotic spot virus
BtMV: Beet mosaic virus	PYDV: potatoes yellow dwarf virus
BYDV: Barley yellow dwarf virus	TNV: tobacco necrotic virus
BYMV: Bean yellow mosaic virus	TRSV: tobacco ring spot virus
BYV: Beet yellows virus	PeYVV: Pepper yellow vein virus
CaMV: Cauliflower mosaic virus	PLRV: Potato leaf roll virus
CAV: Cotton anthracosis virus	PMMV: Pepper mild mosaic virus
CLV: Carnation latent virus	PMV: Peanut mottle virus
CMMV: Cotton "mal de misiones" virus	PRSV: Papaya ringspot virus
CMV: Cucumber mosaic virus	PSTVd: Potato spindle tuber viroid
CSMTV: Cowpea severe mottle virus	PVA: Potato A virus
CTV: Citrus tristeza virus	PVM: Potato M virus
CVMV: Carnation vein mottle virus	PVMV: Pepper veinal mottle virus
ESMV: Eggplant severe mottle virus	PVS: Potato S virus
ENMV: Helianthus necrotic mosaic virus	PVV: Potato V virus
GCLV: Garlic common latent virus	PVY: Potato Y virus
LMoV: Lettuce mottle virus	SCMV: Sugarcane mosaic virus
LMV : Lettuce mosaic virus	SLV: Shallot latent virus
LNyV: Lettuce necrotic yellows virus	SMV: Soybean mosaic virus
LYSV: Leek yellow stripe virus	StMV: Strawberry mottle virus
MDMV: Maize dwarf mosaic virus	SPFMV: Sweet potato feathery mottle virus
OYDV: Onion yellow dwarf virus	SPVMV: Sweet potato vein mosaic virus
PepMoV: Pepper mottle virus	SuCMoV: Sunflower chlorotic mottle virus
PeSMV: Pepper severe mosaic virus	TAV: Tomato aspermy virus
CABYV: virus del amarilleo de las	TEV: Tobacco etch virus
cucurbitaceas.	TPMVd: Tomato planta macho viroid
BPVY: virus del falso Amarillo de la	TuMV: Turnip mosaic virus
remolacha	TVMV: Tobacco vein mottling virus
CVYV: virus del Amarillo de las venas del	WMV-1: Watermelon mosaic 1 virus
pepino	WMV-2: Watermelon mosaic 2 virus
CYSDV: virus del amarillamiento y enanismo	ZYMV: virus del mosaic Amarillo del
de las cucurbitaceas	calabacín

Se realizaron muestreos de captura de áfidos (ver fig. 6) semanales en los cultivos de Guayaba (*Psidium guajaba*), chile (*Capsicum annuum L.*), berenjena (*Solanum melongena L.*), tomate (*Lycopersicum esculentum*), frijol (*Phaseolus vulgaris*), zucchini, patate y en el maíz (*Zea mays L.*) y girasol (*Helianthus annuus*) L. como barrera y en la vegetación colindante a los cultivos. Las áreas muestreadas pertenecen al Centro Experimental Demostrativo de Hortalizas CEDEH en el valle de Comayagua y en áreas aledañas al centro. Se tomaron muestras de diferentes fases de desarrollo de áfidos durante el ciclo de los cultivos. Las muestras se trasladaron al laboratorio, los cuales se conservaron en seco y/o alcohol 70° utilizando frascos de cristal bien tapados y rotulados de manera adecuada para su posterior identificación.

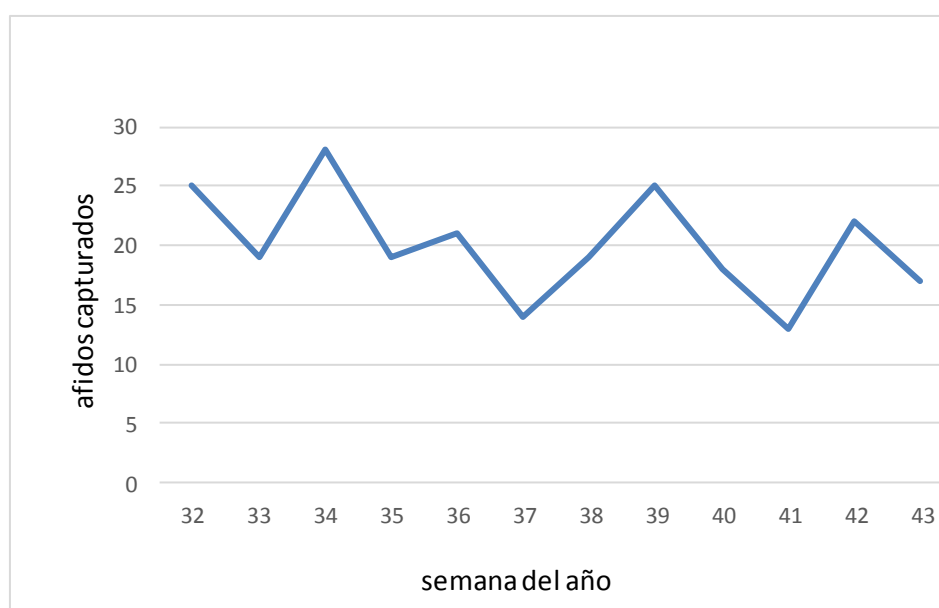


Figura 6 Promedio de áfidos capturados por semana, durante la temporada agosto-septiembre 2013.

En el transcurso del muestreo de los áfidos alados, atraídos a las trampas pegajosas, trampas de agua y aspiradora modificada, por un periodo de 3 años, se logró hacer captura de veintiuna especies de áfidos. Se hizo la identificación y se consideró necesario realizar la determinación de los áfidos en forma cuantitativa, se identificaron las especies de áfidos de

las muestras tomadas cada siete días, comenzando el 8 de agosto de 2013 hasta el 29 de noviembre de ese mismo año.

Se determinaron 12 géneros y 21 especies de áfidos capturadas en las trampas durante el tiempo que duro, siendo las especies encontradas y determinadas: *Utamphorophora commelinensis*, *Euroleucon erigenorensis*, *Shizaphis rotundiventris*, *Myzus persicae*, *Dysaphis apiifolia*, *Lipaphis pseudobrasicae*, *Aulacorthum solani*, *Rhopalosiphum maidis*, *R. padi*, *Macrosiphum rosae*, *M. euphorbiae*, *Toxoptera aurantii*, *Hysteroneura setariae*, *Aphis helianthi*, *A. nerii*, *A. forbesi*, *A. spiraecola*, *A. gossypii*, *A. amaranthi*, *A. cracivora*, *A. fabae*

Cuadro 3 Lista de especies de áfidos determinados y principales virus que transmiten.

Genero	Especie	Virus que Trasmite
<i>Utamphorophora</i>	<i>commelinensis</i>	No vectorial
<i>Euroleucon</i>	<i>erigenorensis</i>	No vectorial
<i>Shizaphis</i>	<i>rotundiventris</i>	BYDV No vectorial
<i>Myzus</i>	<i>persicae</i>	PVA,M,Y PLRV ***
<i>Dysaphis</i>	<i>apiifolia</i>	No vectorial
<i>Lipaphis</i>	<i>pseudobrasicae</i>	No vectorial
<i>Aulacorthum</i>	<i>solani</i>	NYV,LMV ***
<i>Rhopalosiphum</i>	<i>maidis</i>	BYDV, MLFV, MRLV AMV ***
	<i>Padi</i>	WYDV, MDMV,OYDV ***
<i>Macrosiphum</i>	<i>Rosae</i>	PVYN **
	<i>euphorbiae</i>	PLRV, LMV ***
<i>Toxoptera</i>	<i>aurantii</i>	CTV, CRV, CMV ***
<i>Hysteroneura</i>	<i>setariae</i>	SMV,CMV **
<i>Aphis</i>	<i>helianthi</i>	BYMV, OYSV **
	<i>Nerii</i>	CMV, SCMV **
	<i>forbesi</i>	OYDV
	<i>spiraecola</i>	PMV, CTV, PPDV, PPV, PV ***
	<i>gossypii</i>	CAV, LRV, LSV, CMV, CTV ***
	<i>amaranthi</i>	No vectorial
	<i>craccivora</i>	SCSV, GMV, GRV, CAMBV ***
	<i>fabae</i>	BMYV, BYV **

*** Extremadamente virulento

** Moderadamente virulento

Después de realizada la identificación de las especies, se concentraron en 12 géneros todos registrados por Ever en 1968. Se construyó una gráfica (fig. 7) con los géneros determinados en cuanto a su presencia en la zona. Siendo el más representado el género Aphis spp con 8 especies seguido de Rhopalosiphum sp con dos especies y Macrosiphum sp también con dos especies.

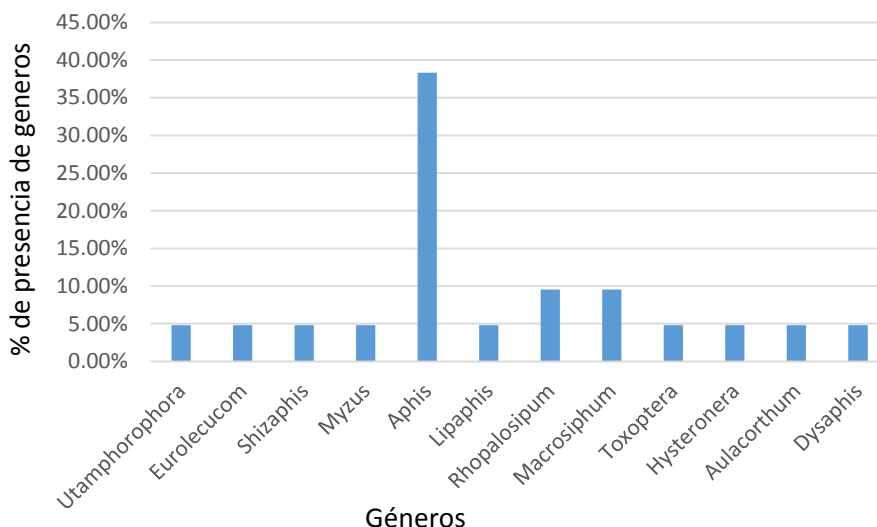


Figura 7 Presencia de géneros de áfidos determinados en el valle de Comayagua.

Se determinaron 21 especies de áfidos, de los cuales el 76% de las especies resultaron vectoras de virus, representados en su mayoría por el género Aphis sin embargo la especie *Aphis fabae* no es considerado como vector de virus. El 24% de las especies determinadas no son transmisoras de virus o no tiene importancia como vectores de virus. La especie más agresiva como vectora de virus es *Myzus persicae*, seguida de *Aphis gossypii*, *Aulacorthum solanni* y *Rhopalosiphum maidis*

Estos porcentajes de áfidos vectores de virus (fig. 8) resulta de la asociatividad con virus transmitidos respectivamente por las especies determinadas y referenciadas bibliográficamente como vectores, sobre todo como portador a corta distancia.

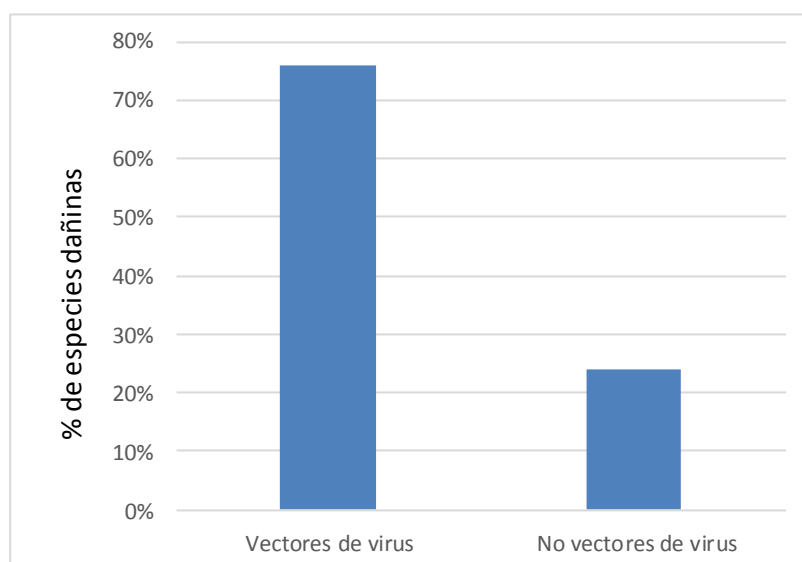


Figura 8 Porcentaje de áfidos trasmisores y no trasmisores de virus determinados.

Se encontraron 25 especímenes en estado adulto de controladores biológicos distribuidos en 9 familias de depredadores y 4 familias de insectos parasitoides de pulgones, incluidas en el cuadro y representadas en 6 órdenes (ver cuadro). Fueron además encontrados en hojas de guayaba huevos de Crysopidae, esto fue posible a que en ciclos anteriores se hizo liberación de este depredador.

En las localidad estudiada se encontraron las familias de parasitoides de áfidos Braconidae, Ichneumonidae, Sphecidae, Chalcidoidea, Chalcididae asociados a sus hospedantes más comunes *Aphis gossypii* Glover, *A. craccivora* Koch, *Myzus persicae* Sulzer, *Rhopalosiphum maidis* (Fitch) (12) y *Lipaphis pseudobrasicae* (Kaltenbach), respectivamente (cuadro 4). Estas especies se informan como los principales entomófagos

parasitoides en condiciones de agricultura urbana en Cuba con porcentajes de parasitoidismo global considerables.

Cuadro 4 Enemigos naturales parasitoide y depredadores de áfidos encontrados en el valle de Comayagua

Orden	Núm.	Familia	
Himenóptera	1	Vespidae	Depredador
	2	Formicidae	Depredador
	3	Braconidae	Parasitoide
	4	Ichneumonidae	Parasitoide
	5	Sphecidae	Parasitoide
	6	Chalcidoidea	Parasitoide
	7	Chalcididae	Parasitoide
Dermáptera	8	Forficulidae	Depredador
Mantodea	9	Mantidae	Depredador
Neuróptera	10	Chrysopidae	Depredador
Coleóptera	11	Coccinellidae	Depredador
	12	Carábidae	Depredador
Hemíptera	13	Nabiidae	Depredador
	14	Reduviidae	Depredador
	15	Lygaeidae	Depredador

Según Stary y Cermeli en la franja tropical, las especies de áfidos cuentan con pocas especies de parasitoides, en su mayoría olífagos, son reconocidas como familias con una gran diversidad de hospedantes muy común en la región del Caribe y en casi toda la América. Sin embargo en este estudio se destacan la presencia de forficulidos, nabidos reduvidos y lygaeidos

Del total de enemigos naturales identificados, el 43% fueron parasitoides representados por el orden himenóptero en su mayoría, mientras que el 57% correspondieron a depredadores (fig. 9). Entre los depredadores, se destacaron los s, le siguieron los coccinélidos y por último se encontraron los neurópteros.

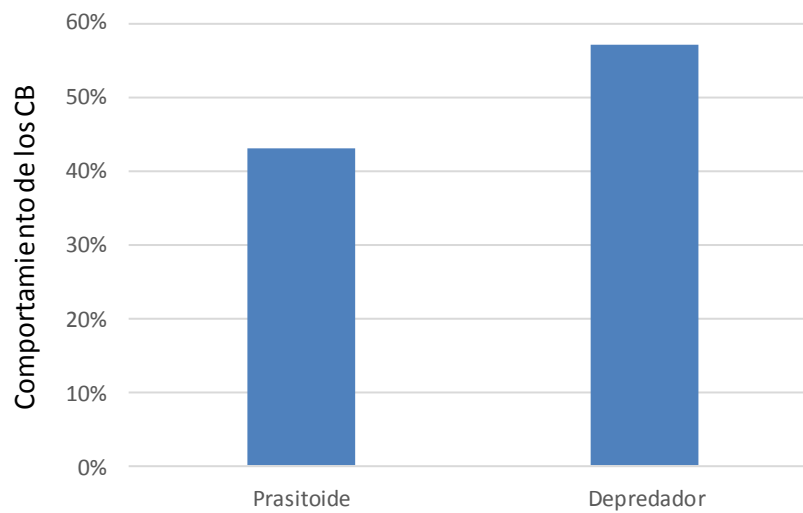


Figura 9 Representación en porcentajes de los controladores biológicos en base a su función entomófaga.

5.6 Áfidos asociados a cultivos

Los cultivos muestreados desde el 2010 hasta octubre 2013, fueron: berenjena, tomate, chile, maíz, girasol, cundeamor, patate, frijol, guayaba y malezas de los alrededores. Los resultados se muestran en el cuadro 5.

Cuadro 5 Lista de cultivos hospedantes para los áfidos encontrados.

Genero	Especie	Cultivo
<i>Utamphorophora</i>	<i>commelinensis</i>	Chile, tomate
<i>Euroleucon</i>	<i>erigenorensis</i>	Berenjena
<i>Shizaphis</i>	<i>rotundiventris</i>	Gramíneas y maíz
<i>Myzus</i>	<i>Persicae</i>	Todos los cultivos
<i>Dysaphis</i>	<i>Apiifolia</i>	Cundeamor
<i>Lipaphis</i>	<i>pseudobrasicae</i>	Malezas
<i>Aulacorthum</i>	<i>solani</i>	Chile, tomate, berengena
<i>Rhopalosiphum</i>	<i>maidis</i>	Gramíneas y maíz
	<i>padi</i>	cundeamor
<i>Macrosiphum</i>	<i>rosae</i>	Rosas
	<i>euphorbiae</i>	Todos los cultivos
<i>Toxoptera</i>	<i>aurantii</i>	Papaya
<i>Hysteroneura</i>	<i>setariae</i>	Gramíneas, maíz
<i>Aphis</i>	<i>helianthi</i>	Chile, berenjena
	<i>nerii</i>	Cundeamor, chile
	<i>forbesi</i>	Frijol
	<i>spiraecola</i>	Todos los cultivos
	<i>gossypii</i>	Todos los cultivos
	<i>amaranthi</i>	malezas
	<i>craccivora</i>	Papaya, berenjena
	<i>fabae</i>	Frijol

V. CONCLUSIONES

Se identificaron 21 especies de áfidos que corresponden a 12 géneros. Sobresaliendo en especies más representadas los género. *Aphis* y *Rhopalosiphum* alcanzando 57 % del total de áfidos capturados. La mayoría de especies encontrados fueros aéreas, pero como especies subterráneas se registraron *Aphis fabae* Scopoli *Dysaphis apiifolia* (Theobald).

Se concluye que las especies más vectoriales son *Aphis gossypi*, *Myzus persicae*, *Rhopalosiphum maidis*, *Aulacortum solani*, y las especies menos vectoriales o que no tienen importancia económica son

Los géneros de importancia económica y que están relacionados con la mayoría de los virus diagnosticados en la zona y comúnmente identificados en el reconocimiento fueron Macrosiphun Passerini, Myzus Passerini, Aphis Linnaeus, Rhopalosiphum Koch.

Existe una diversidad de enemigos naturales en la zona, esto queda constatado por la presencia de familias como Vespidae, Formicidae, Braconidae, Ichneumonidae, Sphecidae, Chalcidoidae, Chalcididae, Forficulidae, Mantidae, Chrysopidae, Coccinéllidae, Carábidae, Nabiiidae, Reduviidae Lygaeidae(Geocoridae) distribuidas en seis órdenes siendo Himenóptero, Coleóptero, Dermáptero, Hemíptero, Neuróptero y Mantodea. El orden Hymenoptero, es el que más familias tiene representadas.

No se encontró Syrphidae, posiblemente por el control químico que se hace en la zona.

VI. RECOMENDACIONES

Se recomienda estudios en dinámica poblacional de áfidos y enemigos naturales, hospederos y ciclo biológico para cada tipo.

El efecto de los áfidos como transmisores de virus y su importancia en la zona donde se realizó la identificación.

Es recomendable que al momento de querer hacer montajes en laminillas los especímenes sean lo más fresco posible y que estén en buenas condiciones, para facilitar el montaje y la identificación.

Es necesario que la clase de Entomología incluya temas como identificación y morfología de insectos al menos de los principales órdenes de importancia.

Se recomienda realizar estudios de parasitismo en áfidos y su efecto con la reducción en la transmisión de virus

V. BIBLIOGRAFIA

1. Halfacre Gordon R, Barden, John A. 1992. Horticultura. AGT EDITOR, SA. México DF. 727 pág.
2. Gonzales, J. 2004. Virus fitopatógenos transmisibles por semilla en judía tipo "granja asturiana "Bol. San. Veg. Plagas, 30: 595-603.
3. Soria Gonzales, N. 2011. Monitoreo, identificación y control de pulgones (Hemíptera, aphididae) en trigo baja labranza de conservación en el valle Morelia, Queréndaro, Michoacán. Tesis Ing. Agr. Universidad Michoacana de San Nicolas Hidalgo. México. 125 pág.
4. Monelos, H.L.; Peri, P.L.; Buffa, L.M Delfino, M.A. 2007. Áfidos (Hemiptera, Aphididae) de interés económico en la provincia de Santa Cruz; INTA. Santa Cruz, Argentina. 147-154 pág.
5. Nicholls Estrada, C. I. 2008. Control biológico de insectos: un enfoque agroecológico. Colección ciencia y tecnología. Medellín, Colombia. Editorial Universidad de Antioquia, 282 p.
6. Andrews, K. Quezada, J R.1989. Manejo Integrado de Plagas Insectiles en la Agricultura. Escuela Agrícola Panamericana. El Zamorano, Honduras. 623 pág.
7. Brunelli, M. 1992. Como defender y curar frutales y hortalizas de plagas y enfermedades. Manual práctico con todos los métodos de lucha, mecánica, física, química, biológica, de cultivo y calendario de tratamientos antiparasitarios. Ed. De Vecchi. Barcelona, España. 220 pág.

8. Pulgones o Áfidos. 2008. Boletín Técnico Informativo. Infoagro. Disponible en www.infoagro.com/hortalizas/pulgones.
9. Voegtlin, D. Villalobos, W. 2003. Guía de los áfidos alados de Costa Rica. Revista de Biología Tropical. Vol. 51. San José, Costa Rica. 228 pág.
10. Nieto Nafria, Juan M. 1999. Filogenia y posición taxonómica de los homópteros y de sus principales grupos. Evolución Y Filogenia de Artrópoda. Bol S.E.A, núm. 26. 421-426 pág.
11. Ingeborg Zenner de Polanía, Francisco J. Posada-Flórez, William Duarte-Gómez, Helber Arévalo-Maldonado. Notas y Noticias Entomológicas. 2011 Publicación del grupo de Fitosanidad de la U.D.C.A Volumen 31 N°3 Universidad de Ciencias Aplicadas y Ambientales, Bogotá, D.C. Colombia. 31 pág.
12. Agrios, George N. 1986. Fitopatología. Edit. Limusa. México D.F. 756 pág.
13. Duarte, L. Ceballos, M. 2011. Biología y tabla de vida de *Myzus persicae* (Sulzer) (Hemiptera: Aphididae) en condiciones de laboratorio. Revista Protección Vegetal. Vol. 26. La Habana, Cuba. 5 pág.
14. Dufault, N. 2012. Curso Diagnóstico de virus fitopatógenos. USAID. 12 pág.
15. Ofarrill-Nieves, H. 2005. Las plagas del hogar y el jardín. Áfidos o pulgones. Colegio de Ciencias Agrícolas. 2 pág.
16. Cañedo Torres, Verónica. 1997. Áfido vectores de virus importantes en la producción de tubérculos semilleros: identificación y estudio de poblaciones. Centro Internacional de la Papa. 19 pág.
17. Lozano Moreno, Aranzazu. 2005. Incidencia y dispersión de virus transmitidos por pulgones en hortalizas de invierno y sus relaciones virus vector. Tesis Doctoral. Universidad Politécnica de Madrid. Madrid, España. 227 pág.

18. Áfidos asociados al cultivo de cítricos en El Salvador. 2003. Proyecto Regional de Fortalecimiento de la Vigilancia Fitosanitaria en Cultivos de Exportación no Tradicional. OIRSA. San Salvador, El Salvador. 52 pág.
19. Vaughan, Mario A. 1994. Análisis del curso y foro subregional centroamericano y del Caribe de Control Biológico de Plagas. León, Nicaragua. 303 pág.
20. Rojas, S. Larrad, P. 2007. Áfidos, pulgón de la espirea, pulgón verde de los cítricos, pulgón verde del manzano. Chile, 12 pág.
21. Cáceres, E. 1984. Producción de hortalizas. Inst. Interamericano de Cooperación para la agricultura. San José, Costa Rica. 387 pág.
22. Borror, D. J. Triplehorn, Ch. A. 1989. An introduction to the study of insects. 6ta ed. Florida, USA. 875 pág.
23. Grissell, E. E. 1990. A handbook of the families of Nearctic Chalcidoidea (Hymenoptera). Washington DC, USA. 79 pág.
24. Blackman, R. L. 2006. Aphids on the World's crops. An identification and information Guide. Vol. 2. 2da ed. 1460 pág.
25. Holma, J. 1974. Los áfidos de Cuba. Descripción de los áfidos cubanos conocidos y notas adicionales sobre las especies. 304 pág.
26. Martin, J. H. 1983. The identification of common aphid pests of tropical agriculture. 411 pág.
27. Márquez, J. 2005. Técnicas de colecta y preservación de insectos. Boletín de Entomología Sociedad Aragonesa. Universidad Estado de Hidalgo, Pachuca, México. 385-408 pág.

28. Ceballos, M. 2009. Asociación áfidos-parasitoides en cultivos hortícolas. La Habana, Cuba. Vol. 24. #3. 180-183 pág.
29. Tizardo Morales, E. J. Nieto Nafria, J. M. 1992. Reservorios silvestres de parasitoides de pulgones del genero *Aphis* con interés agrícola en la provincia de León (Hymenoptero, Braconidae: Aphidiinae; Homoptero) Boletín 1. Sanidad Vegetal Plagas 18:309-313.
30. Remaudiere, G. Seco, V. 1990. Claves de áfidos alados de la región Mediterránea. Guía de claves. Vol. 1. Versión francés-español. Francia. 215 pág.
31. Remaudiere, G. Seco, V. 1990. Claves de áfidos alados de la región Mediterránea. Guía de imágenes. Vol. 2. Versión francés-español. Francia. 215 pág.

VI. ANEXOS

Anexo I. Lista de figuras

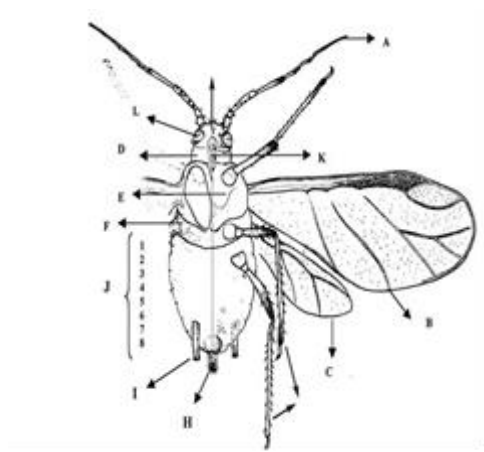


Figura 10. Características morfológicas generales de los áfidos. A antena, B ala anterior, C ala posterior, D protórax, E mesotórax, F metatórax, G patas, H cauda, I sifúnculos, J segmentos abdominales I-VIII, K rostro, L ojo compuesto, M cabeza. Tomada de la Guía de Identificación de Áfidos Alados de Costa Rica.

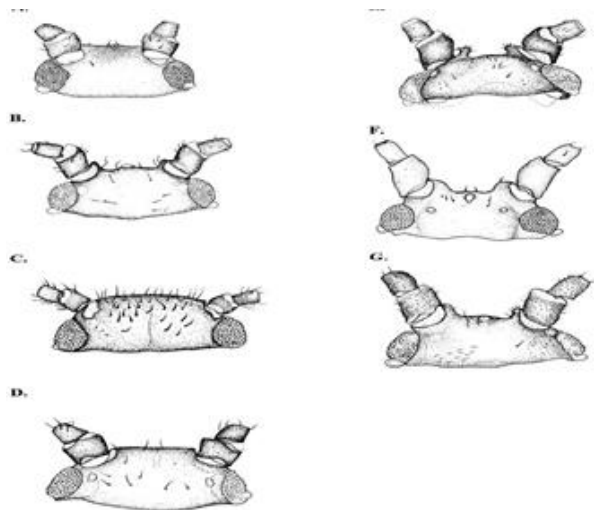


Figura 11 Vista dorsal de varios tipos de frente. A ligeramente sinuosa (*Aphis illinoisensis*), B sinuosa con tubérculo frontal medio desarrollado (*Toxoptera citricidus*), C convexa (*Cinara fresai*), D recta (*Melanaphis sacchari*), E cóncava con tubérculos antenales convergentes (*Capitophorus hippophaes*), F cóncava con tubérculos antenales paralelos (*Aulacorthum solani*), G cóncava con tubérculos antenales muy cortos (*Pentalonia nigronervosa*). Tomada de la Guía de Identificación de Áfidos Alados de Costa Rica.

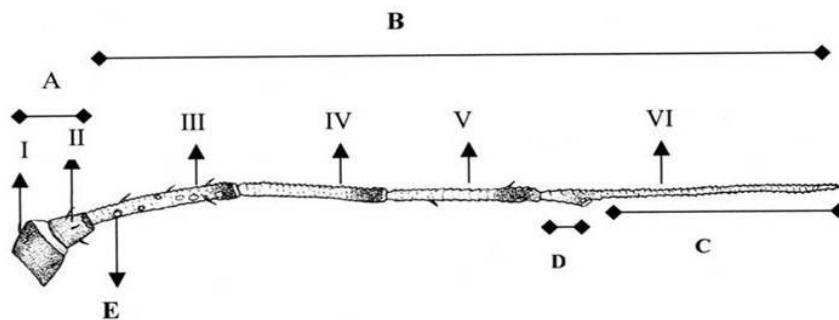


Figura 12. Características morfológicas de las antenas. A escápula y pedicelo (segmentos basales I-II), B flagelo (segmentos III- VI), C processus terminalis, D base, E rinarios secundarios. Tomada de la Guía de Identificación de Áfidos Alados de Costa Rica.

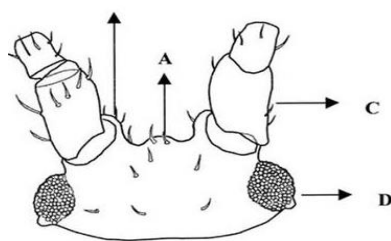


Figura 13 Vista dorsal de la cabeza. A tubérculo frontal, B tubérculo antenal, C segmento antenal I, D ojo compuesto. Tomada de la Guía de Identificación de Áfidos Alados de Costa Rica.

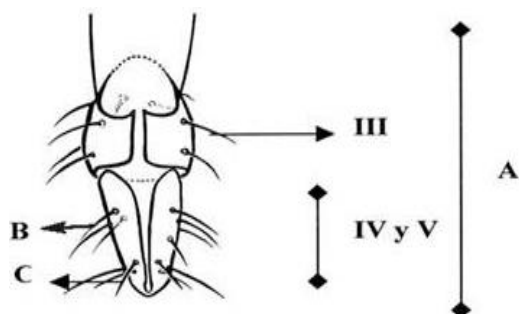


Figura 14 Rostro. A Segmentos rostrales III, IV y V, B pelos secundarios, C pelos primarios. Tomada de la Guía de Identificación de Áfidos Alados de Costa Rica.

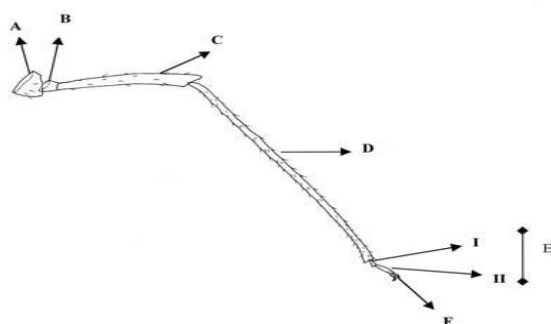


Figura 15. Características morfológicas de la pata posterior. A coxa, b trocánter, C fémur, D tibia, E tarso (segmentos I- II), F garra. Tomada de la Guía de Identificación de Áfidos Alados de Costa Rica.

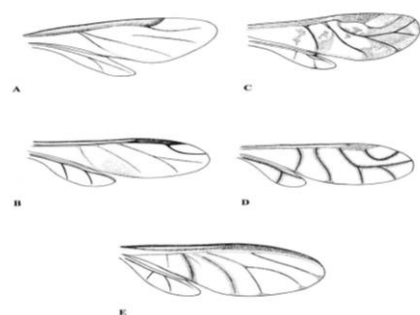


Figura 16. Varios tipos de alas. A *Tetraneura nigriabdominalis*, B *Toxoptera aurantii*, C *Myzocallis punctatus*, D *Pictura phisipojanii*, E *Lizerius cermelii*. Tomada de la Guía de Identificación de Áfidos Alados de Costa Rica.

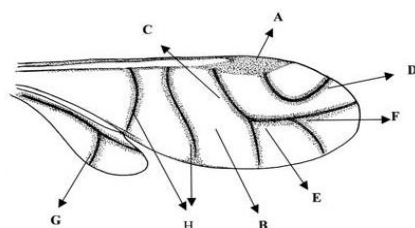


Figura 17. Características morfológicas de las alas. A pterostigma, B membrana, C vena media, D sector radial, E primera bifurcación, F segunda bifurcación, G venas oblicuas, H venas cubitales. Tomada de la Guía de Identificación de Áfidos Alados de Costa Rica.

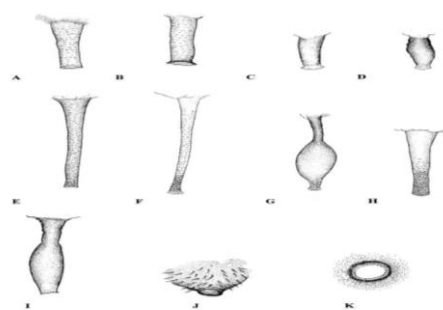


Figura 18. Varios tipos de sifúnculos. A *Aphis spiraecola*, B *Rhopalosiphon padi*, C *Brachycaudus helichrysi*, D *Brevicoryne brassicae*, E *Acyrtosiphon bidenticola*, F *Macrosiphum euphorbiae*, G *Rhopalosiphoninus latysiphon*, H *Uroleucon gravicorne*, I *Hyperomyzuz lactucae*, J *Cinara watsoni*, K *Tetraneura nigriabdominalis*. Tomada de la Guía de Identificación de Áfidos Alados de Costa Rica.

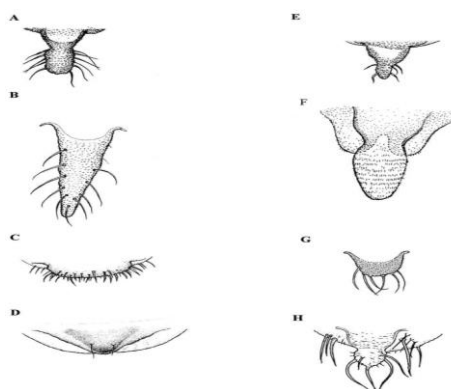


Figura 19 Vista dorsal de varios tipos de cauda. A en forma de dedo, con estrechez (*Aphis spiraecola*), B alargada, triangular (*Macrosiphum euphorbiae*), C semilunar (*Tuberolachnus salignus*), D semicircular (*Tetraneura nigriabdominalis*), E triangular (*Microparsus pojanii*), F en forma de verruga, con placa anal bilobulada (*Lizeriuscermelii*), G semicircular (*Brachycaudusru mexicolens*), H en forma de verruga, con placa anal redondeada (*Sipha flava*) Tomada de la Guía de Identificación de Áfidos Alados de Costa Rica.

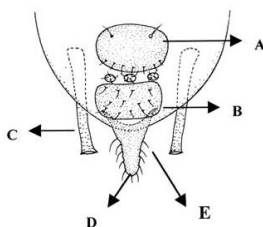


Figura 20 Vista ventral del abdómen. A placa genital, B placa anal, C sífúnculo, D cauda, E pelos o setas. Tomada de la Guía de Identificación de Áfidos Alados de Costa Rica.

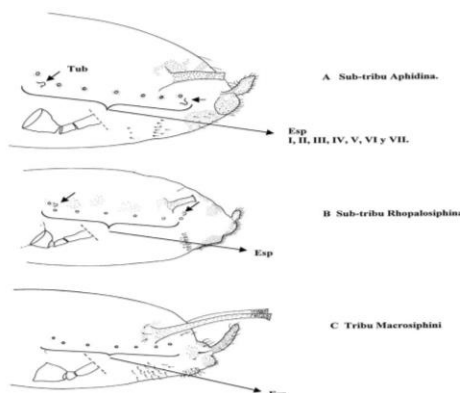


Figura 21 Posición de los tubérculos marginales y los espiráculos abdominales (I-VII). A Sub tribu Aphidina, B. Sub tribu Rhopalosiphonina y C. Tribu Macrosiphini.

Anexo II. Cronograma de actividades.

CRONOGRAMA DE ACTIVIDADES													
ACTIVIDAD	MES	JULIO				AGOSTO				SEPTIEMBRE			
	SEMANA	1	2	3	4	1	2	3	4	1	2	3	4
CAPTURA DE AFIDOS													
CAPTURA DE C.B													
MONTAJE DE AFIDOS													
IDENTIFICACION DE C. B.													
TOMA DE DATOS													
DESCRIPCION ENFERMEDADES													

Anexo III Hoja de Muestreo

[illegible]