

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO

DIVISIÓN DE AGRONOMÍA

DEPARTAMENTO FORESTAL



Situación Actual del Gusano Telarañero *Hyphantria cunea* (Drury) en México

Por:

BERNABÉ ALBA MARTÍNEZ

MONOGRAFÍA

Presentada como requisito parcial para obtener el título de:

INGENIERO FORESTAL

Saltillo, Coahuila, México

Junio de 2019

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
DIVISIÓN DE AGRONOMÍA
DEPARTAMENTO FORESTAL

Situación Actual del Gusano Telarañero *Hyphantria cunea* (Drury) en México

Por:

BERNABÉ ALBA MARTÍNEZ

MONOGRAFÍA

Presentada como requisito parcial para obtener el título de:

INGENIERO FORESTAL

Aprobada por el Comité de Asesoría:

M.C. Jorge David Flores Flores
Asesor



Ing. Sergio Braham Sabag
Coasesor

A blue ink handwritten signature of Sergio Braham Sabag.

M.C. José Armando Nájera Castro
Coasesor

A blue ink handwritten signature of José Armando Nájera Castro.

Dr. Gabriel Gallegos Morales
Coordinador de la División de Agronomía

A blue ink handwritten signature of Gabriel Gallegos Morales.



Saltillo, Coahuila, México

Junio de 2019

AGRADECIMIENTOS

Agradezco a Jehová por su compañía y guía a lo largo de mi camino, por ser mi amigo y la fortaleza en mis momentos de angustia, enfermedad y debilidad. Le agradezco a Él, por darme la segunda oportunidad de demostrar mis capacidades. En mí sé que no lo he defraudado.

Agradezco al tiempo y al espacio por permitirme estar.

Agradezco a mi familia, principalmente a mi madre Lucía Martínez Asunción y a mi padre Cresencio Alba de Jesús (+), por su amor y apoyo incondicional. A mis hermanos mayores Eleazar Alba Martínez, Abel Alba Martínez, Carolina Alba Martínez, y a mis hermanos menores Matilde Alba Martínez, Clara Alba Martínez y Javier Alba Martínez por ser los motivos para salir adelante y porque creyeron en mí.

Agradezco a Ana Celi Carrera Sánchez por ser el impulso de esta travesía. A mis amigos, Claudia Arispe Vázquez, Efraín de Jesús Montalvo, Roxana Altamirano Zavaleta, y Yuceli, por hacerme sentir en familia desde el comienzo de la carrera. A Ángel Eduardo Gómez, Otoniel Cortés Cortés, Edmar Oseyner Ruiz López, Liliana Sánchez Salinas y hermanos, y Judith Reyes Flores por permitirme contar con ellos, cada uno en su momento.

Agradezco todos los maestros que fueron parte de mi formación. Y a mis asesores, al M.C. Jorge David Flores Flores, Ing. Sergio Braham Sabag, M.C. José Armando Nájera Castro por guiarme durante el desarrollo del presente.

También agradezco al Ing. Gilberto Rodríguez Vázquez y a su equipo por ser parte en el desarrollo de mis conocimientos y habilidades durante mi estancia en la Unidad Receptora SAFOREPA S.C.

Y un especial agradecimiento a mi Alma Terra Mater por abrirme sus puertas y forjarme como un profesionalista de bien.

¡Gracias!

DEDICATORIA

A mis hermanos menores y primos

Que les sirva de inspiración. Quiero verlos superarse.

A mi madre

Quiero que me veas convertido en un hombre de bien.

A mi hermana Carolina.

Por apoyarme cuando salí de casa para estudiar. Espero poder regresarte lo mucho que me has ayudado.

A mi padre (+)

Ponte contento, querido viejo.

A Ana Celi Carrera Sánchez

Confirмо: Lo valioso nunca es sencillo.

ÍNDICE

1.- INTRODUCCIÓN	1
1.1.- Importancia del tema.....	1
1.2.- Planteamiento del problema	2
2.- OBJETIVOS	4
2.1.- Objetivo general	4
2.2.- Objetivos específicos	4
3.- METODOLOGÍA.....	5
4.- REVISIÓN DE LITERATURA	6
4.1.- Descripción general de <i>Hyphantria cunea</i>	6
4.1.1.- Descripción taxonómica	7
4.1.2.- Descripción morfológica	7
4.1.3.- Ciclo biológico	11
Huevo.....	13
Larva	13
Pupa.....	15
Adulto.....	16
4.1.4.- Fluctuación poblacional	18
4.2.- Distribución geográfica.....	19
4.2.1.- Distribución mundial	19
4.2.2.- Distribución en México	20
4.3.- Aspectos ecológicos	21
4.4.- Hospederos.....	21
4.5.- Forma de ataque.....	31

4.6.- Importancia económica	33
4.7.- Manejo Integral para el control de <i>Hyphantria cunea</i>	34
4.7.1.- Monitoreo.....	34
4.7.2.- Prácticas culturales	35
4.7.3.- Insecticidas sintéticos	35
4.7.4.- Insecticidas botánicos	38
4.7.5.- Depredadores y parasitoides.....	40
Depredación.....	41
Arañas depredadoras.....	48
Vertebrados	53
Parasitismo (parasitoides).....	53
4.7.6.- Entomopatógenos	62
4.7.7.- Feromonas sexuales	63
4.7.8.- Control de plagas basado en ARN interferente	64
4.8.- Medidas defensivas de <i>Hyphantria cunea</i>	65
5.- CONCLUSIONES.....	67
6.- LITERATURA CITADA	69

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1.- Larvas de cabeza roja en el último instar.	9
Figura 2.- Larva de cabeza negra en el último instar.	10
Figura 3.- Polilla macho completamente blanco.	10
Figura 4.- Polilla macho con manchas negras en las alas.	11
Figura 5.- Hembra durante oviposición.	13
Figura 6.- Huevos y larvas neonatales.	14
Figura 7.- Larvas del segundo instar.	14
Figura 8.- Vista dorsal de larva de quinto instar.	15
Figura 9.- Capullo del gusano telarañero.	16
Figura 10.- Pupa de gusano telarañero removido del capullo.	16
Figura 11.- Polillas adultas durante apareamiento.	17
Figura 12.- Distribución geográfica mundial de <i>Hyphantria cunea</i>	19
Figura 13.- Distribución geográfica en México de <i>Hyphantria cunea</i>	20
Figura 14.- Daño foliar causado por larvas de <i>Hyphantria cunea</i>	32
Figura 15.- Bolsas construidas por larvas en las ramas.	33
Figura 16.- <i>Podisus placidus</i> Say.	43
Figura 17.- <i>Podisus maculiventris</i> Uhler.	43
Figura 18.- <i>Arilus cristatus</i> L.	44
Figura 19.- <i>Pselliopus cinctus</i> Fab.	44
Figura 20.- <i>Zelus exsanguis</i> Stal.	45
Figura 21.- <i>Sinea spinipes</i> H. y S.	45
Figura 22.- <i>Plochionus timidus</i> Hald.	46
Figura 23.- <i>Polistes metricus</i> Say.	46
Figura 24.- <i>Polistes exclamans</i> Vier.	47
Figura 25.- <i>Chrysopa quadripunctata</i> Burm.	47
Figura 26.- <i>Metaphidippus galathea</i> W.	49
Figura 27.- <i>Phidippus carolinensis</i> P. y P.	49
Figura 28.- <i>Phidippus audax</i> Htz.	50

Figura 29.- <i>Pelegrina proterva</i> W (macho).....	50
Figura 30.- <i>Meteorus hyphantriae</i> Riley.....	55
Figura 31.- <i>Elachertus cidariae</i> Ash.....	55
Figura 32.- <i>Compsilura concinnata</i> Meig	56
Figura 33.- <i>Blondelia</i> spp.....	56
Figura 34.- <i>Campoplex validus</i> Cress.....	58
Figura 35.- <i>Apanteles hyphantriae</i> Riley.....	58
Figura 36.- <i>Therion morio</i> Fab.	59

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1.- Características externas de una larva.....	8
Cuadro 2.- Ciclo de vida en Las Rocosas, Canadá.	17
Cuadro 3.- Plantas hospedadoras de <i>Hyphantria cunea</i> (Drury).	23
Cuadro 4.- Insecticidas recomendados.	37
Cuadro 5.- Insectos depredadores.	42
Cuadro 6.- Arañas observadas cazando.....	51
Cuadro 7.- Arañas no observadas cazando.....	52
Cuadro 8.- Insectos parasitoides.	53
Cuadro 9.- Control biológico en las diferentes etapas.	61

1.-INTRODUCCIÓN

1.1.-Importancia del tema

Hyphantria cunea (Drury) es una especie nativa de América, y se distribuye desde el sur de Canadá, abarcando todo el territorio de Estados Unidos y el norte de México (Warren y Tadic, 1967; Schowalter y Ring, 2016).

Se ha introducido accidentalmente a varias partes de Europa y Asia (Kiritani y Morimoto, 2004; Gomi, 2007; Yang *et al.*, 2008; Kim y Kil, 2012), el primer reporte de este insecto en el continente europeo ocurrió en 1940 en Hungría, en las Islas de Csepel, en la cual se ubican los almacenes para mercancía importada por donde se cree que se introdujo el gusano telarañero en etapa de pupa en mercancías llevadas desde América, lo cual debido a las condiciones de la Segunda Guerra Mundial, permitió la distribución de esta plaga (Warren y Tadic, 1967) . En Asia se reportó por primera vez en 1945 en Tokio (dos meses después del final de la Segunda Guerra Mundial), causando graves daños a árboles de jardín y de carretera (Kiritani y Morimoto, 2004).

H. cunea es un defoliador común de árboles de madera dura, de sombra y de arbustos (Hoover, 2001). En el oeste de Estados Unidos se presenta en alisos, fresnos, álamos, arces, sauces y varios árboles frutales (Furniss y Carolin, 1992), registrándose hasta 140 o más especies como hospederos en Norteamérica (Sourakov y Paris, 2017). El daño que causa en el bosque es considerado de menor importancia, debido a la presencia de depredadores como las aves y demás polípagos (Tothill, 1922; Kiritani y Morimoto, 2004). Sin embargo, en plantas ornamentales afecta los valores estéticos lo suficiente como para garantizar el control (Warren y Tadic, 1967; Furniss y Carolin, 1992).

Hyphantria cunea, comúnmente conocida como gusano telarañero o gusano de bolsa de nogal puede causar graves pérdidas en los huertos de nogales (Schowalter y Ring, 2016) ya que se alimenta del parénquima de las hojas lo que provoca la defoliación en las ramas y debido al cual se pierde la cosecha en las partes afectadas, interrumpiendo al mismo tiempo la acumulación de nutrientes necesarios para la producción del próximo ciclo (Quiñones, 1983; Martínez-Sánchez *et al.*, 2005).

Siendo México el segundo país productor de nuez a nivel mundial, esta plaga se considera de mayor importancia en los huertos de nogal ya que ocasiona importantes defoliaciones, reduce los rendimientos en la producción de frutos, así como el valor estético de los árboles (Palacios-Cortez, 2014).

1.2.-Planteamiento del problema

Esta plaga presenta explosiones poblacionales periódicas, es decir, cada cuatro a siete años presenta aumentos de población que pueden permanecer durante dos o tres años (Aguilar-Pérez, 2014). Presenta niveles variables de infestación como resultado de la ruptura de los enlaces o presiones ambientales, de parásitos y depredadores que normalmente impiden el aumento numérico de una especie (Tothill, 1922; Warren y Tadic, 1967).

La aparición temprana de la raza de cabeza negra en los estados del sur de Norteamérica contribuye al aumento de animales entomófagos que después ejercen presión sobre las poblaciones de cabeza roja, que aparecen a principios de verano, así como sucesivas generaciones de ambas cepas hasta el final del verano (Warren y Tadic, 1967).

El daño a la mayoría de los árboles se considera mínimo, sin embargo, en regiones como Parras, y General Cepeda, Coah. o Tecozutla, Hgo. donde la plaga ya está bien establecida se presentan varias

generaciones y con mayor incidencia provocando defoliación completa o daños muy serios a los árboles (Aguilar-Pérez, 2014), causando grandes pérdidas financieras para la agricultura y la silvicultura, y con ataques de 2 o 3 años sucesivos, puede causar la muerte del hospedero (Tothill, 1922).

El desarrollo de instalaciones de tránsito rápido de pasajeros, equipo y de mercancía ha permitido la diseminación a grandes distancias del gusano telarañero ya que, el transporte accidental de huevos y pupas puede darse fácilmente en artículos de comercio o en equipo vehicular (Warren y Tadic, 1967).

2.-OBJETIVOS

2.1.-Objetivo general

Recabar información científica y técnica sobre la biología, hábitos, daños, y control del gusano telarañero *Hyphantria cunea* Drury.

2.2.-Objetivos específicos

Realizar una investigación bibliográfica acerca de *Hyphantria cunea* Drury que sirva de consulta a técnicos y dueños de huertas de nogal como herramienta para el control tanto en huertos de nogal como en especies forestales urbanas.

3.-METODOLOGÍA

El presente trabajo consistió en una investigación bibliográfica, recopilación de datos referente al gusano telarañero (*Hyphantria cunea*). Por lo que fue necesaria la consulta, lectura y análisis de artículos científicos en la hemeroteca de la universidad, así como de diferentes sitios de la Internet.

4.-REVISIÓN DE LITERATURA

4.1.-Descripción general de *Hyphantria cunea*

Hyphantria cunea se detecta fácilmente debido a la presencia de numerosas telas de seda en las ramas de los árboles. Se le conoce comúnmente como “gusano telarañero de otoño” y se debe a la estación del año en el cual las telarañas son abundantes en el oeste de Estados Unidos y Canadá (Oliver, 1963).

Las redes de *H. cunea* son más notorias a lo largo de las carreteras, vías fluviales, cañones y, planicies en los cuales dominan los árboles leñosos con hojas caducas (Loewy *et al.*, 2013).

Las larvas son las que se alimentan del follaje durante su desarrollo, y en el cual segregan seda y tejen pequeñas redes las cuales se encuentran en las ramas externas de árboles y arbustos leñosos a una altura superior al metro del suelo (Loewy *et al.*, 2013). A medida que crecen y debido a escasez local de alimento, agrandan las telas para cubrir más follaje y a veces pueden encerrar todo el árbol (Suzuki *et al.*, 1980; Ree y Jungman, 2011; Natural Resources Canada, 2015; Brown, 2017).

El daño ocurre cerca del final de la temporada de crecimiento anual por lo que las infestaciones tienen poco impacto en los árboles, pero pueden provocar su debilitamiento, lo que los hace más susceptibles al ataque de otros insectos o enfermedades (Natural Resources Canada, 2015).

En ocasiones se le suele confundir con el gusano de la carpa oriental (*Malacosoma americanum*) pero éste, a diferencia del gusano telarañero, construye sus redes en las axilas de las ramas y, las larvas no se alimentan dentro de las redes, sino que solo lo utilizan en las noches y en tiempos de lluvia (Swier, 2016).

4.1.1.-Descripción taxonómica

Reino: Animalia

Phylum: Artropoda

Subphylum: Atelocerata

Clase: Insecta

Orden: Lepidoptera

Familia: Arctiidae

Género: *Hyphantria*

Especie: *H. cunea* Drury

De acuerdo con Oliver (1963) *Hyphantria cunea* es sinónimo de *Phalaena punctatissima* descrita por Abbot y Smith en 1797, *Spilosoma congrua* descrita por Walker en 1855 y de *Hyphantria punctata* descrita por Fitch en 1856.

4.1.2.-Descripción morfológica

Existen dos razas distintas del gusano telarañero, que pueden identificarse solo durante la etapa larvaria. Las larvas de la raza roja tienen la cabeza y tubérculos de color rojo (Figura 1), mientras que las larvas de la raza negra tienen cabezas y tubérculos de color negro (Figura 2) (Ree y Jungman, 2011).

Durante su etapa de desarrollo, se presentan variaciones en la coloración y es más notoria en la cutícula (Cuadro 1). Las larvas de la última generación presentan las setas de color rojo oxidado (Oliver, 1963).

Cuadro 1.- Características externas de una larva.

Características externas de una larva								
Estructuras								
Coloración							Número de setas por tubérculo	
Instar	Raza	Cabeza	Tubérculos	Cutícula	Seta lateral primaria	Seta dorsal primaria	Lateral	Dorsal
Primer	Naranja	Naranja claro	Naranja claro	Ámbar claro	Blanco	Marrón	1-2	1
	Negra	Marrón oscuro	Marrón oscuro	Verde claro	Blanco	Negro	1-2	1
Segundo	Naranja	Naranja	Naranja	Ámbar claro	Blanco	Marrón	1-2	1-2
	Negra	Negro	Negro	Verde claro	Blanco	Blanco y negro	1-2	1-2
Tercer	Naranja	Naranja	Naranja	Ámbar	Blanco	Blanco y marrón	3-5	2-5
	Negra	Negro	Negro	Verde claro	Blanco	Blanco y negro	3-5	2-5
Cuarto	Naranja	Naranja	Naranja	Ámbar	Blanco	Blanco y negro	5-7	8-9
	Negra	Negro	Negro	Crema y verde	Blanco	Blanco y negro	5-7	8-9
Quinto	Naranja	Naranja	Naranja	Pizarra y ámbar	Blanco	Blanco y negro	8-12	8-12
	Negra	Negro	Negro	Pizarra y verde	Blanco y negro	Blanco y negro	8-12	8-12
Sexto	Naranja	Naranja	Naranja	Pizarra y ámbar	Blanco	Blanco y negro	8-12	10-15
	Negra	Negro	Negro	Azul pizarra	Blanco y negro	Blanco y negro	8-12	10-15
Séptimo	Naranja	Naranja	Naranja	Azul pizarra y ámbar	Blanco (rojo oxidado)	Blanco y negro (rojo oxidado)	8-12	10-15
	Negra	Negro	Negro	Pizarra y verde oscuro	Blanco y negro (rojo oxidado)	Blanco y negro (rojo oxidado)	8-12	10-15

A lo largo de su desarrollo larvario, éstas mudan seis o siete veces antes de pupar, debido al cual presentan variaciones en su coloración (Ree y Jungman, 2011)

En su etapa adulta, las polillas presentan diferencias en su coloración ya que, en la parte norte de su área de distribución es casi siempre blanca pura (Figura 3), mientras que, en la parte sur es blanca con manchas oscuras en las alas (Figura 4) (Anderson, 1960; Sourakov y Paris, 2017).

Las polillas con manchas oscuras se asocian con las larvas de cabeza roja, y las blancas puras se asocian con las larvas de cabeza negra (Schowalter y Ring, 2016). Se llegó a pensar que las dos poblaciones eran especies separadas, pero actualmente, el estado taxonómico de *Hyphantria cunea* como una sola especie permanece intacto (Sourakov y Paris, 2017). Y aunque las dos razas se encuentran en grupos genéticos diferentes, no se encuentran aisladas reproductivamente (Oliver, 1963; Loewy, 2013).



Figura 1.- Larvas de cabeza roja en el último instar.



Figura 2.- Larva de cabeza negra en el último instar.

La polilla adulta presenta una envergadura de entre 35-42 mm (1.4-1.7 pulgadas) (Anderson, 1960; Sourakov y Paris, 2017) con un cuerpo peludo, y como la mayoría de las polillas, éstas son nocturnas y se sienten atraídas por la luz (Sourakov y Paris, 2017).

Las polillas macho presentan antenas pectinadas y tienden a tener abdómenes más pequeños, mientras que las polillas hembras presentan antenas filamentosas y abdómenes más grandes, y en ocasiones son visibles los huevos verdosos en su interior (Loewy *et al.*, 2013). Las bases de las patas delanteras son naranja o amarillo brillante (Sourakov y Paris, 2017).



Figura 3.- Polilla macho completamente blanco.



Figura 4.- Polilla macho con manchas negras en las alas.

4.1.3.-Ciclo biológico

El apareamiento de las polillas ocurre en las mañanas, y transcurren entre uno a tres días para que se presente la oviposición (Loewy *et al.*, 2013) en el cual las hembras depositan sus huevos en la parte inferior de las hojas (Anderson, 1960; Ree y Jungman, 2011; Natural Resource Canada, 2015; Sourakov y Paris, 2017) girando el abdomen hacia adelante y hacia atrás para colocar los huevos en filas (Loewy *et al.*, 2013). Generalmente la polilla hembra muere cubriéndolos con las alas (Loewy *et al.*, 2013; Sourakov y Paris, 2017).

Las orugas eclosionan dentro de 1 a 1.5 semanas e inmediatamente comienzan a construir las redes (Anderson, 1960; Ree y Jungman, 2011; Edosa *et al.*, 2019), e incluso algunas de ellas mueren antes de comenzar a tejer (Suzuki *et al.*, 1980). Las que sobreviven permanecen dentro de éstas todo el tiempo para evitar la depredación y se alimentan consumiendo las partes tiernas de las hojas evitando las venas más grandes y el nervio central (Martínez-Sánchez *et al.*, 2005; Ree y Jungman, 2011; Brown, 2017). Estas larvas pasan hasta once etapas de desarrollo (estadios) (Rebek, 2015). A partir del quinto o sexto instar comienza la disminución en la cantidad de

gusanos dentro de la red, debido a la emigración para la pupación o la muerte (Suzuki *et al.*, 1980).

Se han observado algunas diferencias de comportamiento entre diferentes formas larvales en los últimos tres estadios. Por ejemplo, las larvas de la forma pelirroja permanecen dentro de la red descansando y mudando durante el día, salen solo en las noches para alimentarse y regresan al amanecer, mientras que la forma de cabeza negra abandona la red en su quinto estadio, y se alimenta y descansa individualmente; este comportamiento continúa hasta llegar a la etapa de pupación (Oliver, 1963; Sourakov y Paris, 2017). Además, en cuestión del desarrollo larvario se ha observado que las larvas de la raza pelirroja tardan más en desarrollarse que la raza de cabeza negra (Loewy *et al.*, 2013).

Las larvas antes de pupar mudan seis o siete veces (Ree y Jungman, 2011) y cuando están listas, dejan las redes y pupan en lugares generalmente húmedos y protegidos como las grietas en las cortezas y, la hojarasca, aunque la mayoría de ellas pupan en el suelo (Anderson, 1960; Oliver, 1963; Ree y Jungman, 2011; Rebek, 2015; Sourakov y Paris, 2017).

Las larvas de las primeras generaciones (en poblaciones multivoltinas) pupan debajo de la corteza de los árboles mientras que las larvas de la última generación pasan el invierno en estado pupal en la hojarasca y en las capas superficiales del suelo (Anderson, 1960; Lee, 2015).

Las palomillas preferentemente emergen al anochecer entre las cinco y nueve de la noche (Oliver, 1963). En Estados Unidos, las polillas que emergen de pupas hibernadas son las más comunes en el mes de mayo, mientras que, en otros lugares, la emergencia puede ser anterior o posterior (Anderson, 1960).

Huevo

Las hembras depositan sus huevos en la parte inferior de las hojas en primavera (Figura 5) (Anderson, 1960; Ree y Jungman, 2011; Natural Resource Canada, 2015; Sourakov y Paris, 2017), en una sola capa (raza de larva de cabeza negra) o doble (raza de larva de cabeza roja), la cual puede contener desde 400 a 1000 huevos de color verde casi iridiscente ligeramente cubierta con escamas del abdomen de la hembra (Anderson, 1960; Ree y Jungman, 2011; Loewy *et al.*, 2013; Rebek, 2015; Sourakov y Paris, 2017). Del total de huevos puestos eclosionan entre 92 y 96% (Oliver, 1963).



Figura 5.- Hembra durante oviposición.

Larva

Las larvas eclosionan entre los 10-16 días (Figura 6) (Loewy *et al.*, 2013; Aguilar-Pérez, 2014). La proporción de sexos es de 50% de machos y 50% de hembras en las dos razas, aunque hay colonias que producen más machos que hembras (Oliver, 1963).

Cuando se presenta la eclosión inmediatamente comienzan a construir su tienda de seda sobre las hojas y comienzan a consumirlas dejando solo las nervaduras (Martínez-Sánchez *et al.*, 2005; Ree y Jungman, 2011; Aguilar-Pérez, 2014; Sourakov y Paris, 2017).



Figura 6.- Huevos y larvas neonatales.

Más de la mitad de las veces, las larvas comienzan consumiendo la cara superior de la hoja, pero también pueden comenzar en la cara inferior, y aunque no es tan común, pueden comenzar en ambas caras (Oliver, 1963).

Las larvas de cabeza negra son de color amarillo pálido a verde amarillento al momento de eclosionar, con dos filas de tubérculos de color negro a lo largo de la parte posterior y con el cuerpo cubierto de pelo fino (Figura 7) (Schowalter y Ring, 2016).



Figura 7.- Larvas del segundo instar.

Las larvas de cabeza roja presentan una coloración canela amarillento o rojizas con tubérculos de color naranja o rojizo, con el cuerpo cubierto de pelo largo y blanco (Schowalter y Ring, 2016).

Las larvas que se han desarrollado completamente miden alrededor de 35 mm, y presentan un color amarillo pálido o gris marrón (Figura 8). Los individuos que tienen una coloración más oscura presentan una línea delgada de color amarillo a lo largo de la espalda. El cuerpo está cubierto de pelos de alrededor de 10 mm de longitud (Anderson, 1960).

El periodo de desarrollo larval dura entre 35-39.5 días (Oliver, 1963; Aguilar-Pérez, 2014). Pero también depende de la calidad de la comida, ya que los gusanos de red pueden atravesar hasta 10 instares de larvas y varias fases de color antes de pupar (Rebek, 2015; Brown, 2017).



Figura 8.- Vista dorsal de larva de quinto instar.

Pupa

La pupación o etapa de hibernación ocurre en invierno, y se produce en capullos delgados hechos de seda y pelos, son de color marrón, y se encuentran en el suelo, hojarasca o grietas de corteza (Figura 9 y 10) (Anderson, 1960; Ree y Jungman, 2011; Aguilar-Pérez, 2014; Rebek, 2015; Sourakov y Paris, 2017). Esta etapa puede tener una duración de ocho días (Oliver, 1963).



Figura 9.- Capullo del gusano telarañero.



Figura 10.- Pupa de gusano telarañero removido del capullo.

Adulto

La polilla adulta presenta una envergadura de entre 35-42 mm (1.4-1.7 pulgadas) (Anderson, 1960; Sourakov y Paris, 2017) con un cuerpo peludo, y como la mayoría de las polillas, éstas son nocturnas y se sienten atraídas por la luz (Sourakov y Paris, 2017). El macho presenta antenas pectinadas mientras que la hembra presenta antenas filamentosas (Figura 11) (Loewy et

al., 2013). Las hembras viven entre 4-8 días mientras que los machos viven 1-2 días menos (Yaroshenko, 1975).



Figura 11.- Polillas adultas durante apareamiento.

Según el sitio web Natural Resource Canada (2015), el ciclo de vida de *Hyphantria cunea* (Drury), se presenta de la siguiente manera a lo largo del año en el Este de las Montañas Rocosas de Canadá.

Cuadro 2.- Ciclo de vida en Las Rocosas, Canadá.

Estadio	E	F	M	A	M	J	J	A	S	O	N	D
Huevo												
Larva												
Pupa												
Adulto												

Sin embargo, Martínez-Sánchez *et al.* (2005) mencionan la presencia de larvas en los meses de mayo hasta los fines del mes de septiembre en la región de Cuicatlán, Oaxaca. Esto es debido a que el gusano telarañero presenta diferentes generaciones al año dependiendo de la latitud en el que se le encuentre (Sourakov y Paris, 2017).

4.1.4.-Fluctuación poblacional

Hyphantria cunea tiene solo una generación al año en la parte norte de la Latitud 40°N, mientras que en el sur de esta presenta hasta 4 generaciones al año (Sourakov y Paris, 2017).

En Japón, la zona de transición entre los voltinismos ocurre alrededor de la Latitud 36°N, es decir, en el norte de éste, el ciclo de vida de *H. cunea* es bivoltina, mientras que en el sur de esta presenta un ciclo de vida trivoltina (Gomi, 2007).

Ree y Jungman (2011) mencionan que en el norte de Texas se producen dos o tres generaciones, mientras que en el sur presentan cuatro generaciones al año. En el sur, la primera generación se produce en el mes de abril, mientras que en el norte se presenta en el mes de junio, en cambio, la última generación en ambas partes se produce en otoño, siendo la más dañina y debido al cual se le conoce como gusano telarañero de otoño (Oliver, 1963).

En cuanto al cambio en los voltinismos, probablemente es debido a que el clima es lo suficientemente cálido para completar las tres generaciones, y algunos rasgos de la historia de vida cambian como respuesta adaptativa, además, los rasgos de respuesta fotoperiódica contribuyen a la producción de una tercera generación al reducir la incidencia de diapausa en la segunda generación (Gomi, 2007).

Las poblaciones que ocurren en las áreas trivoltinas muestran fotoperiodos críticos más cortos y una mayor sensibilidad a la temperatura que las poblaciones bivoltinas del norte, lo cual explica el cambio en el voltinismo ya que el periodo de desarrollo corresponde más al fotoperiodo crítico para la inducción de la diapausa que al ciclo de vida (Gomi, 2007).

El ciclo de vida de *H. cunea* está siendo influenciado por el efecto del calentamiento global y, por lo tanto, éste puede ser un factor de modificación para su adaptación estacional (Gomi, 2007).

4.2.-Distribución geográfica

4.2.1.-Distribución mundial

Hyphantria cunea es una especie originaria del continente americano, y se distribuye principalmente desde el sur de Canadá, abarcando la mayor parte del territorio de Estados Unidos y el norte de México (Warren y Tadic, 1967; Schowalter y Ring, 2017).

Es una especie que se ha introducido accidentalmente a varias partes de Europa y Asia (Kiritani y Morimoto, 2004; Gomi, 2007; Yang *et al.*, 2008; Kim y Kil, 2012) en donde ha encontrado plantas hospedadoras adecuadas y no es obstaculizado por sus parásitos nativos y depredadores (Warren y Tadic, 1967).



Figura 12.- Distribución geográfica mundial de *Hyphantria cunea*.

4.2.2.-Distribución en México

Esta plaga se presenta en los estados de Coahuila, Nuevo León, Chihuahua, Durango, Hidalgo y San Luis Potosí; es considerado como un problema serio en el estado de Hidalgo, sur de Chihuahua y sureste de Coahuila, mientras que en el resto pocas veces se presentan brotes importantes (Aguilar-Pérez, 2014).

Michel-Barrientos *et al.* (2012) mencionan la presencia de este insecto en la Sierra de Sonora en huertos de nogal que no reciben podas de saneamiento en invierno.

Martínez-Sánchez *et al.* (2005) enlistan a *H. cunea* como uno de los insectos nocivos para los huertos de nogal de castilla (*Juglans regia*) en la región de Cuicatlán, Oaxaca.

Según el sitio Naturalista (2019), se han observado individuos de *H. cunea* en los estados de Nayarit, Puebla, Tamaulipas, Tlaxcala y Veracruz.



Figura 13.- Distribución geográfica en México de *Hyphantria cunea*.

4.3.-Aspectos ecológicos

Las condiciones óptimas para los huevos son 25 ± 2 °C de temperatura, $60 \pm 10\%$ de humedad relativa (HR) con un fotoperíodo de 16:8 (Luz:Oscuridad) (Aghaali *et al.*, 2013).

Las temperaturas tienen poco efecto en el desarrollo de la larva (Oliver, 1963). Las horas de sol óptimas son 1950-2050 al año, con una temperatura promedio de 17 ° C y HR 65-70%, con 300 a 350 mm de precipitación (Smith *et al.*, 1992).

Una humedad relativa del 50 por ciento y por debajo de ésta, es perjudicial para todas las etapas de desarrollo de las larvas, por lo que las humedades más altas son necesarias para el desarrollo normal (Oliver, 1963). Por lo que es de suponer que en los años lluviosos es cuando más se presenta esta plaga.

El adulto comienza su vuelo por encima de 18 ° C, presenta su mayor actividad a los 20-28 ° C, y cesa a temperaturas menores de 15 °C. La HR de 70-80% y las temperaturas que no superan los 22-25 °C le son más favorables (Yaroshenko, 1975).

Las pupas son resistentes al frío si están bien escondidas en la corteza. Las que hibernan en el suelo lo hacen a una profundidad de 10 cm (Smith *et al.*, 1992).

4.4.-Hospederos

Las larvas de *Hyphantria cunea* son capaces de desarrollarse en una amplia gama de plantas hospedadoras lo cual puede atribuirse parte del éxito como especie (Sourakov y Paris, 2017). Los hospederos son seleccionados debido a su abundancia, calidad y, el grado de espacio libre de enemigo que este les puede proporcionar, siendo la abundancia la que les permite reducir

el tiempo de búsqueda de los sitios de oviposición (Oliver, 1963; Mason *et al.*, 2011; Loewy, 2013).

Sus principales hospederos son árboles cultivados en áreas residenciales (Yang *et al.*, 2008; Loewy, 2013) y aunque ataca a varias especies silvestres este gusano no es perjudicial para la salud de los árboles ya que no los matan a menos que éstos ya se encuentren debilitados (Rebek, 2015).

Los huéspedes que crecen en áreas de tierras bajas, como fondos de arroyos, orillas de canales y bordes de pantanos son comúnmente infestados por la raza de cabeza negra, mientras que las que se desarrollan en áreas bien drenadas con doseles dispersos, como campos viejos, huertos de nogal pecanero y bosques talados son infestados por la raza de cabeza roja (Oliver, 1963).

Kim y Kil (2012) detectaron en su estudio realizado en el año 2011, la presencia de *H. cunea* en 35 ciudades de Corea. La larva que se presentó es de la raza de cabeza negra, la cual provocó daños ecológicos y presentó la siguiente distribución: 66.7% en árboles de calle, 19.4% en árboles de paisaje, y 13.9 % en bosque.

En el Cuadro 3 se enlistan las especies hospedadoras del gusano telarañero reportadas por Oliver (1963), Mason *et al.* (2011), Loewy (2013) y Sourakov y Paris (2017) en Estados Unidos, y las reportadas por Kim y Kil (2012) en Corea.

Kim y Kil (2012) también observaron al gusano telarañero en cultivos de vegetales como la espinaca (*Spinacia oleracea* L.), la berenjena (*Solanum melongena* L.), la calabacita amarilla (*Cucurbita moschata* Duchesne), el pepino (*Cucumis sativus* L.), y la perilla (*Perilla frutescens* var. *japonica* (Hassk.) Hara).

Cuadro 3.- Plantas hospedadoras de *Hyphantria cunea* (Drury).

Plantas hospedadoras de <i>Hyphantria cunea</i> (Drury)							
	O	Oliver, 1963					
	M	Mason <i>et al.</i> (2011)					
	L	Loewy (2013)					
	S&P	Sourakov y Paris (2017)					
	K	Kim y Kill (2012)					
Familia	Nombre científico	Nombre común	Lugares				
			Luisiana	Connecticut y Maryland	Colorado	Florida	Corea
			O	M	L	S&P	K
Aceraceae	<i>Acer negundo</i> L.	Arce	X	X	X	X	X
	<i>Acer rubrum</i> L.	Maple rojo				X	
	<i>Acer saccharum</i> Marsh	Arce azucarero				X	
Adoxaceae	<i>Viburnum</i> spp.	Durillo			X	X	
Anacardiaceae	<i>Cotinus coggygria</i> Scop.	Árbol de las pelucas				X	
	<i>Rhus trilobata</i> Nutt.	Sumac		X			
	<i>Schinus terebinthifolius</i> Raddi	Pimentero brasileño				X	
Annonaceae	<i>Asimina triloba</i> (L.) Dunn	Chirimoyo				X	
Aquifoliaceae	<i>Ilex decidua</i> Walt.	Acebo	X			X	
	<i>Ilex opaca</i>	Acebo americano				X	
Asteraceae	<i>Ambrosia trifida</i> L.	Ambrosía	X				
Berberidaceae	<i>Berberis canadensis</i> Mill.	Agracejo americano				X	
Betulaceae	<i>Alnus</i> spp.	Aliso				X	
	<i>Alnus rubra</i> Bong.	Aliso rojo americano		X			

	<i>Alnus incana</i> sub. <i>tenuifolia</i> (L.) Moench	<i>Aliso gris</i>			X		
	<i>Betula pubescens</i> Ehrh.	<i>Abedul</i>					X
	<i>Betula nigra</i> L.	<i>Abedul</i>		X			X
	<i>Betula papyrifera</i> Marsh.	<i>Abedul papirofero</i>					X
	<i>Betula pendula</i> Roth	<i>Abedul común</i>		X			
	<i>Betula populifolia</i> Marsh.	<i>Abedul gris</i>		X			
	<i>Carpinus caroliniana</i> Walt.	<i>Carpe americano</i>	X				X
	<i>Corylus americana</i> Walt.	<i>Avellano americano</i>					X
	<i>Ostrya virginiana</i> (Mill.) K.Koch	<i>Palo de hierro</i> <i>Enredadera de trompeta</i>					X
Bignoniaceae	<i>Campsis radicans</i> Seem	<i>Campsis radicans</i>	X				X
	<i>Catalpa bignonioides</i> Walt.	<i>Catalpa común</i>					X
	<i>Catalpa speciosa</i> Warder	<i>Catalpa occidental</i>					X
Buxaceae	<i>Buxus sempervirens</i> L.	<i>Boj común</i>					X
Cannaceae	<i>Canna</i> spp.	<i>Achira</i>					X
Caprifoliaceae	<i>Lonicera</i> spp.	<i>Madreselva</i>					X
	<i>Lonicera japonica</i> Thunb.	<i>Madreselva</i>		X			
	<i>Sambucus canadensis</i> L.	<i>Flor de Sauco</i>	X				X
	<i>Symphoricarpos albus</i> (L.) S.F.Blake	<i>Bolita de nieve</i>					X
Celastraceae	<i>Euonymus atropurpureus</i> Jacq.	<i>Wahoo</i>					X
Chenopodiaceae	<i>Chenopodium album</i> L. Bosc ex Moq.	<i>Cenizo</i>					X
	<i>Spinacia oleracea</i> L.	<i>Espinaca</i>					X
		<i>Cornejo de hojas alternas</i>					X
Cornaceae	<i>Cornus alternifolia</i> L.f.	<i>Cornejo de hoja dura</i>	X				X
	<i>Cornus drummondii</i> Meyer	<i>Cornejo florido</i>					X
	<i>Cornus florida</i> L.	<i>Girasol</i>					X
Compositae	<i>Helianthus</i> spp.						X

	<i>Helianthus annuus</i> L.	<i>Girasol</i>							X
	<i>Parthenium argentatum</i> Gray	<i>Guayule</i>						X	
Cupressaceae	<i>Chamaecyparis thyoides</i> L.	<i>Cedro Blanco</i>						X	
	<i>Cupressus</i> spp.	<i>Ciprés</i>						X	
	<i>Juniperus virginiana</i> L.	<i>Sabina colorada</i>						X	
		<i>Ciprés de los pantanos</i>						X	X
Ebenaceae	<i>Taxodium distichum</i> (L.) Rich.		X					X	X
	<i>Diospyros kaki</i> Thunb.	<i>Caqui</i>	X					X	X
	<i>Diospyros virginiana</i> L.	<i>Caqui de Virginia</i>	X	X				X	
Ericaceae	<i>Oxydendrum arboreum</i> L.	<i>Oxidendro</i>						X	
	<i>Rhododendron</i> spp.	<i>Azalea</i>						X	X
Euphorbiaceae	<i>Ricinus communis</i> L.	<i>Ricino</i>						X	
Fagaceae	<i>Castanea dentata</i> Marsh.	<i>Castaño americano</i>						X	
	<i>Castanea pumila</i> L.	<i>Castaño</i>			X			X	
	<i>Fagus grandifolia</i> Ehrh.	<i>Haya americana</i>			X			X	
	<i>Quercus alba</i> L.	<i>Roble blanco</i>					X	X	
	<i>Quercus coccinea</i> Muenchh.	<i>Roble escarlata</i>						X	
	<i>Quercus phellos</i> L.	<i>Roble rojo</i>						X	
	<i>Quercus stellata</i> Wang.	<i>Roble de los postes</i>	X						
	<i>Quercus prinus</i> Willd.	<i>Roble castaño</i>						X	
	<i>Quercus rubra</i> L.	<i>Roble rojo americano</i>						X	
Geraniaceae	<i>Pelargonium</i> spp.	<i>Pelargonios</i>						X	
	<i>Geranium</i> spp.	<i>Geranio</i>						X	
Gramineae	<i>Zea mays</i> L.	<i>Maíz</i>						X	X
	<i>Oryza sativa</i> L. var. <i>sativa</i>	<i>Arroz</i>							X
Hamamelidaceae	<i>Hamamelis virginiana</i> L.	<i>Escoba de bruja</i>						X	
		<i>Liquidámbar americano</i>						X	
Hippocastanaceae	<i>Liquidambar styraciflua</i> L.		X					X	
	<i>Aesculus glabra</i> Willd	<i>Falso castaño de</i>						X	

		Ohio				
	<i>Aesculus hippocastanum</i> L.	Castaño de Indias				X
	<i>Aesculus flava</i> Sol.	Falso castaño amarillo				X
Juglandaceae	<i>Juglans</i> spp.	Nogal			X	
	<i>Juglans californica</i> Wats.	Nogal				X
	<i>Juglans nigra</i> L.	Nogal negro americano	X			X
	<i>Juglans regia</i> L.	Nogal común				X
	<i>Carya</i> spp.	Nogal	X	X		
	<i>Carya glabra</i> Mill.	Nogal		X		X
	<i>Carya illinoensis</i> Wang	Nogal pecanero				X
	<i>Carya laciniosa</i> Mill.	Nogal				X
Lauraceae	<i>Sassafras albidum</i> Nutt.	Sassafras				X
Leguminosae	<i>Amorpha fruticosa</i> L.	Añil bastardo				X
	<i>Cercis canadensis</i> L.	Amor del Canadá	X	X		X
	<i>Gleditsia triacanthos</i> L.	Acacia de tres espinas				X
	<i>Gymnocladus dioicus</i> L.	Cafetero de Kentucky				X
	<i>Robinia pseudoacacia</i> L.	Falsa acacia				X
	<i>Trifolium</i> spp.	Tréboles				X
	<i>Wisteria frutescens</i> L.	Visteria americana				X
	<i>Wisteria sinensis</i> Sims.	Visteria china				X
Malvaceae	<i>Alcea rosea</i> (L.) Cav.	Malva real				X
	<i>Gossypium herbaceum</i> L.	Algodón				X
	<i>Gossypium hirsutum</i> L.	Algodón de tierras altas	X			
	<i>Hibiscus syriacus</i> L.	Suspiro				X

Magnoliaceae	<i>Liriodendron tulipifera</i> L.	Tulípero				X	
	<i>Magnolia</i> spp.	Magnolia				X	
Moraceae	<i>Ficus carica</i> L.	Higuera				X	X
	<i>Maclura pomifera</i> Raf.	Naranja de Luisiana				X	
	<i>Broussonetia papyrifera</i> (L.) Vent	Morera del papel	X				
	<i>Morus alba</i> L.	Mora	X	X			X
	<i>Morus rubra</i> L.	Mora roja		X		X	
Myricaceae	<i>Myrica cerifera</i> L.	Arrayán	X				
Naucleaceae	<i>Cephalanthus occidentalis</i> L.	Aroma de laguna	X	X		X	
Nyssaceae	<i>Nyssa aquatica</i> L.	Oliva silvestre	X				
	<i>Nyssa sylvatica</i> Marsh	Tupelo	X	X		X	
	<i>Nyssa sylvatica biflora</i> Sarg.	Tupelo	X				
Oleaceae	<i>Chionanthus virginicus</i> L.	Laurel de nieve				X	
	<i>Fraxinus americana</i> L.	Fresno blanco americano				X	
	<i>Fraxinus excelsior</i> L.	Fresno norteño				X	
	<i>Fraxinus pennsylvanica</i> Sarg.	Fresno rojo americano	X	X	X		
	<i>Jasminum</i> spp.	Jazmín				X	
	<i>Ligustrum vulgare</i>	Aligustre				X	
	<i>Ligustrum japonicum</i> Thunb. Var. Japonicum	Trueno				X	
	<i>Syringa</i> spp.	Lila				X	
Platanaceae	<i>Platanus occidentalis</i> L.	Plátano occidental	X	X		X	X
Pinaceae	<i>Larix deciduas</i> Mill	Alerce europeo				X	
	<i>Pinus</i> spp.	Pino				X	
Portulacaceae	<i>Portulaca oleracea</i> L.	Verdolaga				X	X

Ranunculaceae	<i>Clematis spp</i>	<i>Clemátide</i>			X	
Rhamnaceae	<i>Rhamnus alnifolia</i> L'Her.	<i>Espino cerval</i>			X	
Rosaceae	<i>Amelanchier canadensis</i> L.	<i>Carrasquilla</i>			X	
	<i>Crataegus spp.</i>	<i>Majuelos</i>			X	
	<i>Cydonia oblonga</i> Mill.	<i>Membrillo</i>			X	
	<i>Malus spp.</i>	<i>Manzano</i>		X		
	<i>Malus angustifolia</i> Michx.	<i>Manzano</i>	X		X	
		<i>Manzano silvestre americano</i>			X	
	<i>Malus coronaria</i> (L.) Mill.	<i>Manzano</i>			X	
	<i>Malus fusca</i> Raf.	<i>Manzano</i>			X	
	<i>Malus domestica</i> Borkh	<i>Manzano</i>		X		
	<i>Malus pumila</i> Mill.	<i>Manzano</i>			X	X
	<i>Prunus americana</i> Marsh.	<i>Ciruela</i>		X	X	
	<i>Prunus avium</i> L.	<i>Ciruelo silvestre</i>			X	
	<i>Prunus cerasus</i> L.	<i>Guindo</i>			X	
	<i>Prunus domestica</i> L.	<i>Ciruelo europeo</i>			X	
	<i>Prunus ilicifolia</i> Nutt.	<i>Catalina Cherry</i>			X	
	<i>Prunus persica</i> (L.) Batsch f. persica	<i>Durazno</i>			X	X
	<i>Prunus pensylvanica</i> L.	<i>Cerezo Pin</i>		X		
	<i>Prunus serotina</i> Ehrh.	<i>Cerezo negro americano</i>		X	X	
	<i>Prunus communis</i>				X	
	<i>Prunus virginiana</i> L.	<i>Cerezo</i>		X		
<i>Prunus virginiana var. Schubert</i>	<i>Cerezo</i>		X			
<i>Pyrus communis</i> L.	<i>Pera</i>					
<i>Rosa spp.</i>	<i>Rosa</i>			X		
<i>Rubus allegheniensis</i> Porter	<i>Zarza</i>			X		

	<i>Rubus idaeus</i> var. <i>Strigosus</i>	<i>Rubus idaeus</i>					X	
	<i>Spiraea</i> spp.	<i>Espirea</i>					X	
Rutaceae	<i>Citrus</i> spp.	Cítrico	X					
	<i>Citrus aurantifolia</i> Christm.	Limero					X	
	<i>Citrus lemon</i> L.	Limonero					X	
	<i>Citrus paradisi</i> Macfad.	Toronja					X	
	<i>Citrus sinensis</i> (L.) Osbeck	Naranja dulce					X	
	<i>Zanthoxylum americanum</i> Mill.	Fresno espinoso					X	
Salicaceae	<i>Populus alba</i> L.	Álamo blanco					X	X
	<i>Populus angustifolia</i> James	Álamo			X			
	<i>Populus balsamifera</i> L.	Álmo bálsamo					X	
	<i>Populus deltoides</i> Bart.	Álamo negro		X	X		X	X
	<i>Populus fremonti</i> Wat.	Álamo					X	
	<i>Populus nigra</i> L. var. <i>Italica</i>	Chopo				X	X	X
	<i>Populus tremuloides</i> Michx.	Álamo temblón				X	X	
	<i>Populus x canadensis</i> Moench	Álamo de Canadá						X
	<i>Salix</i> spp.	Sauce			X		X	
	<i>Salix babylonica</i> L.	Sauce llorón		X				
	<i>Salix fragilis</i> L.	Mimbrera		X				
	<i>Salix interior</i> Rowlee	Sauce						
	<i>Salix nigra</i> Marsh.	Sauce negro	X	X				
Saxifragaceae	<i>Ribes lacustre</i> Poir	Grosela espinosa					X	
	<i>Ribes rubrum</i> L.	Parrilla					X	
Scrophulariaceae	<i>Paulownia tomentosa</i> Thunb.	Kiri					X	
Simaroubaceae	<i>Ailanthus altissima</i> Mill.	Árbol del cielo			X		X	
Solanaceae	<i>Solanum nigrum</i> L. var. <i>nigrum</i>	Hierba mora						X

Staphyleaceae	<i>Staphylea trifolia</i> L.	Bladdernut				X
Taxaceae	<i>Taxus</i> spp.	Tejos				X
Tiliaceae	<i>Tilia americana</i> L.	Tilo americano		X		X
	<i>Tilia europaea</i> L.	Tilo común				X
Ulmaceae	<i>Celtis laevigata</i> Willd.	Palo blanco				X
	<i>Celtis occidentalis</i> L.	Almez americano				X
	<i>Ulmus</i> spp.	Olmo		X	X	
	<i>Ulmus alata</i> Michx.	Olmo	X			
	<i>Ulmus americana</i> L.	Olmo blanco	X			X
	<i>Ulmus rubra</i> Muhl.	Olmo		X		X
Vitaceae	<i>Ampelopsis arborea</i> L.	Enredadera de pimienta	X			
	<i>Parthenocissus quinquefolia</i> L.	Parra virgen				X
	<i>Vitis vulpina</i> L.	Vid del zorro				X
	<i>Vitis vinifera</i> L.	Vid				X

Entre las plantas hospedadoras se encuentran el cerezo (*Prunus virginiana*), manzano silvestre (*Malus sp.*), álamos (*Populus nigra*, *Populus angustifolia*, *P. alba*, *P. tremuloides*) y el aliso de hoja delgada (*Alnus tenuifolia*) (Loewy *et al.*, 2013).

Oliver (1963), en un estudio realizado en Luisiana, reportó que las dos razas de *H. cunea* tienen hospederos diferentes, solo coincidiendo en el nogal pecanero (*Carya spp.*), el nogal negro americano (*Juglans nigra* L.), liquidámbar (*Liquidambar styraciflua* L.), sicomoro (*Platanus occidentalis* L.), caqui americano (*Diospyros virginiana* L.), y caqui japonés (*D. kaki* Kaki). El 85% de las redes de la raza naranja fue en el nogal pecanero, el 12% en caqui, y el restante en otros hospederos. Mientras que las redes de la raza negra se presentaron de la siguiente manera: 25% en liquidámbar, 20% en caqui, 11% en sauce (*Salix spp.*), 10% en cornejo de pantano (*Cornus drummondii* Mey.), 7% en nogal pecanero, y el resto en otros hospederos.

Se cree que los cítricos (*Citrus spp.*), ambrosia (*Ambrosia trifida* L.) y la pera (*Pyrus communis* L.) sirven solo como alimento de emergencia (Oliver, 1963).

4.5.-Forma de ataque

El daño solo es producido por las larvas, las cuales no matan a los árboles debido a que en la época en que se presentan, éstos ya han producido el azúcar suficiente para sobrevivir la siguiente temporada (Rebek, 2015). Pero por lo general vive y daña árboles ornamentales en áreas residenciales de pueblos y ciudades (Yang *et al.*, 2008; Loewy, 2013) afectando la estética de éstos debido a la presencia de redes y, por lo tanto, se requiere tratamiento (Lee, 2015; Rebek, 2015; Brown, 2017).

Las larvas se alimentan del parénquima de las hojas lo que provoca la defoliación en las ramas, debido al cual se interrumpe la acumulación de

nutrientes (Figura 14) (Quiñones, 1983); y cuando más comida es requerida se cubren más hojas, ramas o ramitas (Figura 15), y en infestaciones extremas se pueden cubrir árboles enteros (Suzuki *et al.*, 1980; Aguilar-Pérez, 2014) ya que el gusano telarañero permanece dentro de la red todo el tiempo (Anderson, 1960; Ree y Jungman, 2011; Lee, 2015; Brown, 2017).

Sin embargo, aunque las poblaciones de este gusano no son lo suficientemente grandes como para provocar la defoliación completa de los árboles sí provocan una enorme defoliación en nuez y caquis jóvenes (Rebek, 2015), pero para la mayoría de los árboles forestales y de sombra este gusano no es perjudicial para su salud (Rebek, 2015).

Es importante mencionar que los árboles de hoja caduca resisten los eventos de defoliación y no mueren a menos que su salud ya se encuentre comprometida al momento del ataque (Rebek, 2015).

Loughrin *et al.* (1995) mencionan que después de un ataque del gusano telarañero a las hojas del manzano este último libera terpenos, lo que aparentemente atrae a más escarabajos japoneses (*Popillia japonica* Newman) a las hojas dañadas.



Figura 14.- Daño foliar causado por larvas de *Hyphantria cunea*.



Figura 15.- Bolsas construidas por larvas en las ramas.

4.6.-Importancia económica

H. cunea es considerada una plaga importante de viveros y paisajes urbanos por la formación de telarañas las cuales son desagradables y le restan el valor estético (Lee, 2015; Rebek, 2015; Swier, 2016).

Cuando ataca al nogal, la defoliación afecta más a los árboles jóvenes que a los maduros, además reduce la calidad de la nuez y cuando es extensa reduce el rendimiento del cultivo para la siguiente temporada (Quiñones, 1983; Palacios-Cortez, 2014; Lee, 2015; Rebek, 2015). La última generación del gusano telarañero, la cual se presenta en otoño es la que causa más daños económicos (Lee, 2015).

Esta plaga es muy conocida en la sericultura debido a su preferencia por las hojas de la mora (Sourakov y Paris, 2017). Además, se sabe que ha atacado a plantaciones de biocombustibles (Brown, 2017).

La defoliación ocurre al final de la temporada de crecimiento de las plantas, durante la cual la afectación es mucho mayor puesto que se interrumpe la acumulación de nutrientes necesarias para éstas (Quiñones, 1983; Brown, 2017).

4.7.-Manejo Integral para el control de *Hyphantria cunea*

El gusano telarañero tiene un potencial biótico enorme por lo que en ciertos años se presentan brotes, principalmente en las áreas en las cuales se tiene más de una generación al año, siendo la segunda generación quien alcanza las proporciones de brotes (Oliver, 1963).

Ha causado daños económicos importantes en su lugar de origen tanto como en las áreas invadidas, principalmente a árboles forestales, plantas ornamentales y frutales (Edosa *et al.*, 2019).

El control químico no es factible o práctico debido a los efectos secundarios que se presentan, los cuales no siempre son deseables, por lo que existe un interés internacional en los factores biológicos para el control de las poblaciones del gusano de red en su área de distribución nativa o exótica (Warren y Tadic, 1967).

4.7.1.- Monitoreo

La exploración en los huertos de manera regular es recomendable debido a que la detección temprana de las redes y su eliminación es importante para evitar la defoliación excesiva (Lee, 2015; Swier, 2016) ya que, una defoliación temprana provoca mayor daño (Rebek, 2015).

El monitoreo del primer período de vuelo de la población de polillas se puede lograr utilizando trampas de luz, como medio de muestreo de poblaciones de polillas (Yarmand *et al.*, 2009). El uso de feromonas sexuales es muy efectivo para el monitoreo de poblaciones de este insecto (Su *et al.*, 2008).

La feromona sexual Nitrolure Ameshiro se ha utilizado para detectar de manera temprana posibles daños por el gusano telarañero en áreas donde antes no se presentaba (Brown, 2017).

Rebek (2015) menciona que debido a que el daño sobre todo es estético, el control no suele estar justificado a excepción de huertos de nogal y posiblemente viveros de árboles pequeños.

4.7.2.-Prácticas culturales

Para reducir las poblaciones del gusano telarañero en los árboles ornamentales, se recomienda podar y quemar todas las ramas y hojas en las que se encuentren masas de huevos o los nidos cuando las larvas aún son jóvenes (Cerde-Garza, 2001; Ree y Jungman, 2011; Natural Resources Canada, 2015; Swier, 2016; Brown, 2017).

Sin embargo, aunque la poda es viable, tiene la desventaja de la dificultad de aplicarlo en árboles altos, ornamentales y principalmente frutales ya que, la poda alta puede afectar la productividad de los árboles (Edosa *et al.*, 2019), y en este caso se recomienda provocar un rasgado en las telarañas para que los insectos beneficiosos ataquen a las larvas (Ree y Jungman, 2011; Swier, 2016; Brown, 2017).

4.7.3.-Insecticidas sintéticos

Debido a la dificultad de tratar individualmente a las telas cuando son numerosas o se encuentran en las partes altas de los árboles y tras lo cual éstos puedan resultar dañados se puede recurrir al uso de insecticidas y una presión de rociado lo suficientemente potente para penetrar la red (Ree y Jungman, 2011; Lee, 2015; Rebek; 2015)

El uso de insecticidas incluidos bifentrina, beta-cipermetrina, alfa-cipermetrina y lambda-cihalotrina en Kazajistán, mostraron altos niveles de control (98% -99%) de gusano telarañero a los tres días después de la

aplicación. Los inhibidores de la síntesis de quitina: diflubenzuron, teflubenzuron, un piretroide sintético y lufenuron controlaron el 97.1% a 98.7% de la población dentro de los 7 días siguientes a la aplicación (Isin *et al.*, 2008).

La fumigación de troncos con bromometano (20-30 g / m³), fosfuro de Al (15-20 g / m³) y cloropicrina [tricloronitrometano] (30-40 g / m³) durante 2-3 días a 25-29 ° C produce un 100% de mortalidad pupal (Shu y Yu, 1984).

A pesar de los diferentes insecticidas utilizados para el control del gusano telarañero en diferentes países, el momento de la fumigación resulta más importante que el insecticida utilizado, por lo que la aplicación de insecticida contra la plaga debe dirigirse a las larvas recién nacidas de la primera generación antes de que comiencen a tejer sus redes protectoras ya que son más susceptibles (Montermini y Oliva, 1984; Ree y Jungman, 2011; Lee, 2015; Rebek, 2015).

El uso de algunos pesticidas como la que contiene oxadiazina que se utiliza para el control de larvas de instar tardío en árboles cultivados para pulpa y madera es perjudicial para los enemigos naturales del gusano telarañero (Brown, 2017).

Es por ello que deben utilizarse insecticidas que son de riesgo reducido pues, su uso irracional causa efectos negativos en los organismos benéficos y resistencia en los organismos nocivos, así como la contaminación del medio ambiente, y la acumulación de residuos tóxicos en los alimentos que resultan perjudiciales a la salud humana y animal (Montesino-Valdés *et al.*, 2009; Edosa *et al.*, 2019).

Los insecticidas de riesgo reducido se aplican en el follaje cerca de las redes y a menudo deben ser consumidas para ser eficaces. Son más inocuos para el medio ambiente y más seguros para el aplicador que los insecticidas convencionales (Rebek, 2015).

Se recomiendan los insecticidas que contienen *Bacillus thuringiensis* (Bt), tebufenocida, spinosad, carbaril, clorpirifos, malatión, y metoxifenocida (Cuadro 4) (Ree y Jungman, 2011; Lee, 2015). Los primeros tres (Bt, tebufenozida y espinosad) son selectivos para las orugas y no dañan a los insectos benéficos; sin embargo, deben aplicarse cuando las orugas son pequeñas para un control efectivo (Ree y Jungman, 2011; Swier, 2016).

Brown (2017) recomienda el uso de insecticidas con espinosina por ser amigable y su uso se limita a larvas de estadio temprano. Otro de los insecticidas que recomienda es el que contiene Clorantraniliprol ya que, al igual que el anterior, una sola aplicación es suficiente para el control de las poblaciones del gusano telarañero.

Cuadro 4.- Insecticidas recomendados.

Ingrediente activo	Marca comercial	Observaciones
Acefato	Orthene	Sistémico convencional
Carbaril	Sevin	Spray convencional
Clorpirifós	Dursban	Spray convencional
Deltametrina	Deltagard	Spray convencional
Permetrina	Astro, Pounce, Prelude	Spray convencional
Clorantraniliprol	Acelepryn	Sistémico de riesgo reducido
<i>Bacillus thuringiensis</i> subsp. kurstaki	Dipel, Thuricide, Javelin	Spray de riesgo reducido, M
Metoxifenocida	Intrepid	Spray de riesgo reducido, R
Aceite parafínico	Sunspray UFO	Spray de riesgo reducido, A
Tebufenocida	Confirm	Spray de riesgo reducido, R
Spinosad	Conserve	Spray de riesgo reducido, M

R: Regulador del crecimiento de insectos.

A: Aceite hortícola.

M: Microbiano.

Rebek (2015) recomienda leer la etiqueta del insecticida antes de usarlo para maximizar la eficacia, prevenir la fitotoxicidad y minimizar los impactos ambientales adversos.

El usuario del pesticida es siempre responsable de los efectos de los pesticidas en su propiedad, así como de los problemas causados por la deriva a otras propiedades. No todos los insecticidas están registrados para gusanos telarañeros en todos los sitios y productos. Es responsabilidad del usuario leer la etiqueta para asegurarse de que el insecticida esté limpio para el sitio y el producto. Siempre lea cuidadosamente y siga las instrucciones en la etiqueta del pesticida.

4.7.4.-Insecticidas botánicos

La evolución ha permitido que las plantas desarrollen mecanismos defensivos para contrarrestar el ataque de los insectos a través de repelentes e incluso efectos inseguros, los cuales han sido aprovechados por los humanos desde épocas antiguas (Montesino-Valdés *et al.*, 2009).

Los insecticidas botánicos son una alternativa interesante para el control de plagas de insectos, pues sus propiedades tóxicas provocan la inhibición del desarrollo y comportamiento de los insectos en lugar de matarlos directamente (Montesino-Valdés *et al.*, 2009; Edosa *et al.*, 2019).

En una comparación de la actividad antialimentaria de alcaloides de isoquinolina (berberina, palmatina y coptisina) extraídos de la raíz de *Coptis japonica* Makino a larvas del cuarto estadio de *Hyphantria cunea* Drury dio como resultado que la actividad antialimentaria es más pronunciada en una aplicación de la mezcla de yoduro de palmatina y cloruro de berberina a 500 ppm provocando una mortalidad del 100% (Park *et al.*, 2000).

En China, se estudió la actividad antialimentaria de los metabolitos secundarios de *Ginkgo biloba* L., incluidos los flavonoides de ginkgo, ginkgolida y bilobalida, contra larvas de *Hyphantria cunea*. Estos metabolitos secundarios causaron la mayor actividad antialimentadora al afectar las

actividades del glutatión transferasa, la acetilcolinesterasa, la carboxilesterasa y la oxidasa mixta funcional. (Pan *et al.*, 2016).

Se han evaluado los efectos antialimentarios de la gutapercha (*Eucommia ulmoides*) contra las larvas de *Hyphantria cunea* y *Anoplophora glabripennis*, al mezclarlas o impregnarlas en la superficie de las dietas artificiales. Las dietas que contienen más del 6% de gutapercha reducen significativamente la cantidad de alimentación de las larvas de *A. glabripennis* y la longitud corporal de las larvas de *H. cunea*. Además, aproximadamente el 95% de la dieta artificial es consumida en comparación con el control sin gutapercha, indicando que la gutapercha puede funcionar como una barrera físico-química contra las plagas de insectos (Pan *et al.*, 2015).

El uso de metabolitos secundarios extraídos del helecho (*Drioperis filix-mas*), salvia nemorosa (*Salvia nemorosa*), ajeno (*Artemisia dracunculul*, *A. vulgaris*, *A. absinthium*), clematítide (*Aristolochia clematidis*), pie de oso (*Heracleum sphondylium*), ortiga (*Stachys sylvatica*), tanaceto (*Tanacetum vulgare*), ortiga mayor (*Urtica dioica*), saúco menor (*Sambucus ebulus*) y tejo común (*Taxus baccata*) muestran actividad repelente contra las larvas de *H. cunea* (Brudea *et al.*, 2012).

Los extractos vegetales (*Artemisia vulgaris*, *A. dracunculul*, *Salvia nemorosa* y *Stachys silvatica*) en agua fría (25 g/L agua) y los extractos (*Sambucus ebulus*, *Artemisia vulgaris*, *A. absinthium*, *Tanacetum vulgare*, *Urtica dioica*, *Aristolochia clematidis*, *Heracleum spondylum*, *Taxus baccata*, *Salvia nemorosa*) en alcohol etílico (25 g/200 ml alcohol + 800 ml agua) afectan la alimentación de las larvas (Brudea *et al.*, 2012).

Las hojas de morera sumergidas con un producto comercial del extracto de neem, que contiene un 0,03% de azadiractina, provoca un 70% de mortalidad sobre las larvas de *H. cunea* del tercer estadio que la consumen debido a la reducción del colesterol, el ácido úrico, la urea, las proteínas y la glucosa (Amirmohammadi *et al.*, 2012).

Los aceites esenciales de tres especies de eucalipto (*Eucalyptus largiflorens* Meull, *Eucalyptus oleosa* Meull y *Eucalyptus spathulata* Hook) mostraron efectos larvicidas contra el insecto a una concentración de 1.24, 0.36 y 0.61% respectivamente (Ebadollahi *et al.*, 2013).

Los bioplaguicidas comerciales NeemAzal T/S (1% de azadiractina), Laser (480 g/L de espinosad) y Delfin (*Bacillus thuringiensis* var kurstaki) aplicado a larvas de tercer estadio causa un 100% de mortalidad dentro de 7 días, a una dosis de 300 ml/100 L de agua, 30 ml/100 L de agua, y 100 g/100 L de agua, respectivamente (Saruhan *et al.*, 2014).

El efecto inhibitor de *Lathyrus sativus* L. sobre la proteasa digestiva del gusano de red es capaz de afectar el 34.72% y el 100% de la actividad total de proteolítica y tripsina, respectivamente (Aghaali *et al.*, 2013).

A pesar de la existencia de muchas plantas que han desarrollado efectos insecticidas, antialimentarias, repelentes u ovicidas pocas de ellas han sido evaluadas contra *Hyphantria cunea*, pero debido a su eficacia y naturaleza amigable con el medio ambiente es necesaria la evaluación de más especies de plantas, así como de estudios para permitir su comercialización (Edosa *et al.*, 2019).

4.7.5.-Depredadores y parasitoides

En su hábitat natural está sujeto al ataque de parásitos y depredadores, infecciones bacterianas y virales, y al ataque de un nematodo mermítido (Warren y Tadic, 1967). La presencia de enemigos naturales (aves, pequeños mamíferos, depredadores de insectos, arañas y avispas parásitas) mantienen a las poblaciones del gusano de tela de otoño en un nivel inofensivo (Swier, 2016; Edosa *et al.*, 2019). Sin embargo, en áreas que son recientemente invadidas causa pérdidas significativas en árboles forestales (Edosa *et al.*, 2019).

Para el caso de huertos de nogal y de árboles de vivero pequeños, los ataques de los enemigos naturales no siempre reducen las poblaciones por debajo de los niveles económicamente perjudiciales (Rebek, 2015).

Depredación

Los depredadores del gusano telarañero encontrados se pueden clasificar de la siguiente manera:

Los depredadores que no ingresan a los nidos, sino que esperan al lado para que una oruga se acerque o deje el nido. A esta categoría pertenecen todos los representantes de la familia Reduviidae.

Los depredadores que sí penetran la red para apoderarse de su presa y alejarla del nido, lo que frecuentemente les cuesta su cabeza y a menudo se los encuentra muertos en los nidos. Aquí pertenecen: *Polistes metricus* Say. y *P. exclamans* Vier.

Los depredadores que encuentran comida en los nidos viven en ellos y encuentran protección contra sus enemigos naturales. A este grupo pertenecen, en primer lugar, los representantes de la familia *Pentatomidae*, además de *Carabidae* y las arañas predadoras. Este grupo de depredadores desempeña el papel más importante en la reducción de la población del gusano telarañero.

En el Cuadro 5 se enlistan los insectos depredadores de larvas del gusano telarañero reportados por Oliver (1963), Tadic (1963) en los estados de Luisiana, y Arkansas. En este caso, Sourakov y Paris (2017) no mencionan a ningún depredador puesto que la forma de control natural que reportan solo es el de insectos parasitoides.

Cuadro 5.- Insectos depredadores.

		Insectos depredadores		
		Lugares		
Familia	Especie	O	T	S&P
Carabidae	<i>Plochionus timidus</i> Hald.	X	X	
Chrysopidae	<i>Chrysopa oculata</i> Say	X		
Formicidae	<i>Iridomyrmex humilus</i> (Mayr.)	X		
	<i>Solenopsis saevissima richteri</i> Forel	X		
Mantidae	<i>Mantis carolina</i> (Johan)	X		
Pentatomidae	<i>Podisus maculiventris</i> (Say)	X	X	
	<i>Podisus placidus</i> Say		X	
	<i>Stiretrus anchorago</i> (Fab.)	X		
Reduviidae	<i>Arilus cristatus</i> (Linn.)	X	X	
	<i>Pselliopus cinctus</i> (Fab.)	X	X	
	<i>Sinea spinipes</i> (H. & S.)	X	X	
	<i>Stenopoda cinerea</i> Laporte		X	
	<i>Zelus bilobus</i> Say	X		
	<i>Zelus cervicalis</i> Stal.	X		
	<i>Zelus exsanguis</i> Stal.		X	
	<i>Zelus socius</i> Uhl.		X	
Vespidae	<i>Polistes</i> spp. (6 especies)	X		
	<i>Polistes metricus</i> Say		X	
	<i>Polistes exclamans</i> Vier.		X	

O: Oliver (1963)

T: Tadic (1963)

S&P: Sourakov y Paris (2017)

En las páginas siguientes se describen a algunos de los insectos depredadores reportados por Tadic (1963).

Podisus placidus Say. (Pentatomidae)



Figura 16.- *Podisus placidus* Say.

Este insecto se distribuye en todo Estados Unidos y parte de Canadá, mide entre 7.5 y 11.0 mm y, además del gusano telarañero, es enemigo natural del gusano de la cera (*Galleria mellonella*), el gusano del algodón o gusano elotero (*Helicoverpa zea*), y la oruga de la carpa (*Malacosoma americanum*).

Podisus maculiventris Uhler. (Pentatomidae).



Figura 17.- *Podisus maculiventris* Uhler.

Insecto originario de Norteamérica que mide entre 8.0 y 13.0 mm. Se alimenta de sus presas clavándoles un estilete con el que les inyectan veneno y tras lo cual los succionan. Es además enemigo natural de las orugas de la lagarta peluda (*Lymantria dispar*), larvas del escarabajo de la patata (*Leptinotarsa decemlineata*) y de larvas del escarabajo mexicano del frijol (*Epilachna varivestis*).

Arilus cristatus L. (Reduvidae)



Figura 18.- *Arilus cristatus* L.

Este insecto conocido comúnmente como chinche rueda se distribuye en todo el territorio de Estados Unidos, México y Guatemala. Alcanza los 38 mm de longitud en su etapa adulta. También ataca a la chinche marrón marmoleada (*Halyomorpha halys*), a la blanquita de la col (*Pieris rapae*), la abeja europea (*Apis mellifera*), la doradilla (*Diabrotica undecimpunctata*) y demás insectos de cuerpo blando como las orugas.

Pselliopus cinctus Fab. (Reduvidae)



Figura 19.- *Pselliopus cinctus* Fab.

Se distribuye principalmente en Estados Unidos. Mide entre 12-13 mm. Este insecto con *Zelus bilobus* Say, y *Zelus cervicalis* Stal. se alimentan de las larvas de la segunda generación de la raza negra de gusanos de red (Oliver, 1963).

Zelus exsanguis Stal. (Reduvidae)



Figura 20.- *Zelus exsanguis* Stal.

El género *Zelus* es conocido por su potencial de agente de biocontrol. Su estrategia de depredación consiste en la producción de resina pegajosa a partir de una glándula de las patas.

Sinea spinipes H. y S. (Reduvidae)



Figura 21.- *Sinea spinipes* H. y S.

Se distribuye en el Este de Estados Unidos y a lo largo de la Sierra Madre Oriental en México (NaturaLista, 2019). Este insecto tiene una preferencia por las larvas de instar temprano (Oliver, 1963).

Plochionus timidus Hald. (Carabidae)



Figura 22.- *Plochionus timidus* Hald.

Este escarabajo de tierra se distribuye principalmente en el Norte de América. Las larvas tanto como los imagos de este depredador atacan al gusano telarañero ingresando a los nidos, destruye una única oruga en 24 horas; a falta de alimento incurren en el canibalismo (Tadic, 1963). El imago de este depredador prefiere romper en pedazos a su presa y devorarla una pieza tras otra, mientras que las larvas prefieren succionar a la presa (Tadic, 1963).

Polistes metricus Say. (Vespidae)



Figura 23.- *Polistes metricus* Say.

Esta avispa se distribuye principalmente en el Este de Estados Unidos (Nueva York, Florida, Oeste de Nebraska y sur de Texas) (Carpenter, 1996; NaturaLista, 2019). Tienen un abdomen oscuro, tórax rojizo marcado con líneas oscuras, tibias amarillas (en parte) y tarsos amarillos. Se alimenta de presas de cuerpo blando como las orugas.

Polistes exclamans Vier. (Vespidae)



Figura 24.- *Polistes exclamans* Vier.

Según Carpenter (1996), esta avispa se distribuye en Estados Unidos (Arizona y California), y México (Sonora). Su distribución se ha extendido al Este, Sureste de Estados Unidos, y parte del Oeste (California), y en menor medida en Hawaii; en México se le ha observado en los Estados de Chihuahua, Coahuila, Durango, Nuevo León, Tamaulipas, San Luis Potosí, Guanajuato y Aguascalientes (NaturaLista, 2019). De acuerdo con West (1968) su capacidad de adaptación y el cambio climático han sido posibles factores por las que ha aumentado su área de distribución.

Chrysopa quadripunctata Burm. (Chrysopidae)



Figura 25.- *Chrysopa quadripunctata* Burm.

A esta especie se le ha observado en el Sur de Canadá (Scudder y Cannings, 2009), Este y Sureste de Estados Unidos (Albuquerque *et. al* 1996, Penny *et al.*, 1997; NaturaLista, 2019). El género *Chrysopa* se distribuye en el estado de Morelos (Valencia-Luna *et al.*, 2006).

Tadic (1963) también menciona a *Stenopoda cinerea* Laporte (Reduviidae) como un insecto depredador del gusano telarañero.

Warren y Tadic (1967) mencionan a *Monmatorium minimum* (Buck.) quien se alimenta de huevos y larvas recién nacidas, a *Vespula* spp. como un depredador activo de larvas, y a *Coleomegilla maculata* DeGeer que, en su etapa larvaria y adulta, se alimenta de los huevos del gusano telarañero pero no ataca a las larvas.

Otras especies mencionadas por Warren y Tadic (1967) son *Muscina stabulans* y *Stomoxys calcitrans* encontradas en los nidos de gusanos de red en Arkansas, aunque afirman que no las observaron cazando a larvas de *H. cunea*.

Arañas depredadoras

Tadic (1963) menciona que en su estudio encontró 40 especies de arañas en los nidos del gusano telarañero pero solamente *Metaphidippus galathea* W, *Phidippus carolinensis* P. y P., *Phidippus audax* Htz., y *Pelegrina proterva* W. se les encontró cazando a larvas del gusano telarañero.

Estas arañas son originarias de Norteamérica, viven dentro de los nidos del gusano telarañero y tanto los individuos de las etapas adultas como los más jóvenes presentan un comportamiento de depredador (Tadic, 1963).

Las especies de arañas reportadas por Oliver (1963) en su estudio realizado en Luisiana, pertenecen a las familias Anyphaenidae, Argiopidae, Clubionidae, Salticidae, Tetragnathinidae y Teridiidae, las cuales se presentan en el Cuadro 6.

A manera de ilustración se describen solamente las cuatro especies reportadas por Tadic (1963) en Arkansas.

Metaphidippus galathea W. (Salticidae)



Figura 26.- *Metaphidippus galathea* W.

Los machos presentan manchas blancas y negras, mientras que las hembras presentan coloración grisácea. El ancho cefalotorácico promedio para los machos es de 1.34 mm, y 1.47 mm en las hembras, lo que indica que existe dimorfismo sexual en esta especie (Horner y Starks, 1972).

Phidippus carolinensis P. y P. (Salticidae)



Figura 27.- *Phidippus carolinensis* P. y P.

El cefalotórax es de color marrón rojizo brillante cubierto de pelos blancos, a excepción de una banda de pelos rojizos entre los ojos de la segunda fila. En la hembra hay largos pelos negros alrededor de los ojos de la segunda fila y en dos manojos en el medio de la placa cefálica (Peckham y Peckham, 1909). El macho mide en promedio 10 mm de longitud mientras que la hembra mide entre 10 y 13 mm (Peckham y Peckham, 1909). Esta araña es común encontrarla en coníferas en verano, que es cuando se encuentran en su etapa adulta (Edwards, 2004). Se distribuye en el Centro y Sur de Estados Unidos y en el Estado de Coahuila en México (Peckham y Peckham, 1909; Edwards, 2004; NaturaLista, 2019).

Phidippus audax Htz. (Salticidae)



Figura 28.- *Phidippus audax* Htz.

En ambos sexos, el cefalotórax es negro, el abdomen también es negro con muchos pelos largos y blancos, una banda basal blanca y una gran mancha blanca más o menos triangular cerca del centro; el macho mide entre 7 a 13 mm mientras que la hembra mide entre 8 a 15 mm de longitud (Peckham y Peckham, 1909). Se distribuye desde el Sur de Canadá, cubriendo todo el territorio de Estados Unidos, Hawaii, Cuba, Puerto Rico y México (Peckham y Peckham, 1909; Edwards, 2004; NaturaLista, 2019) en los estados de Nuevo León, San Luis Potosí, Tamaulipas y Veracruz (Edwards, 2004). Además, la página NaturaLista (2019) incluye a los estados de Chihuahua, Sinaloa, Coahuila, Guanajuato, Hidalgo, Puebla y Chiapas.

Metaphidippus protervus (*Pelegrina proterva*) W. (Salticidae).



Figura 29.- *Pelegrina proterva* W (macho).

Según NaturaLista (2019), se han tenido observaciones en el sureste de Canadá, Este de Estados Unidos, y México en los estados de Nuevo León y Querétaro.

Cuadro 6.- Arañas observadas cazando.

		Lugares		
		Luisiana	Arkansas	Florida
Familia	Especie	O	T	S&P
Anyphaenidae	<i>Aysha n. sp.</i>	X		
	<i>Aysha n. sp.</i>	X		
	<i>Aysha gracilis</i> (Hentz)	X		
	<i>Anaphaena n. sp.</i>	X		
	<i>Anaphaena n. sp.</i>	X		
	<i>Anaphaena n. sp.</i>	X		
Argiopidae	<i>Singa sp.</i>	X		
Clubionidae	<i>Clubiona sp.</i>	X		
Salticidae	<i>Paraphidippus auranthis</i> (Lucas)	X		
	<i>Phidippus audax</i> (Hentz)	X		
	<i>Phidippus whitmanii</i> Peckham	X		
	<i>Hentzia mitrata</i> (Walck)	X		
	<i>Metaphidippus galathea</i> W.		X	
	<i>Metaphidippus insignis</i> (Banks)	X	X	
	<i>Metaphidippus protervus</i> W.		X	
	<i>Paraphidippus marginatus</i> (Walck)	X		
	<i>Phidippus carolinensis</i> P. y P.		X	
	<i>Phidippus audax</i> Hentz.		X	
Tetragnathinidae	<i>Tetragnatha labrriosa</i> Hentz	X		
Theridiidae	<i>Teutana sp.</i>	X		

O: Oliver (1963)

T: Tadic (1963)

S&P: Sourakov y Paris (2017)

Cuadro 7.- Arañas no observadas cazando.

Arañas no observadas cazando larvas del gusano telarañero

Familia	Especie	Lugares		
		Luisiana	Arkansas	Florida
		O	T	S&P
Araneidae	<i>Araneus sp.</i>	X		
	<i>Araneus sp.</i>	X		
	<i>Araneus sp.</i>	X		
	<i>Neoscona arabesca</i> Walck.		X	
	<i>Neoscona benjamina</i> Walck.		X	
	<i>Neoscona pratensis</i> Hentz.	X		
Clubionidae	<i>Clubiona abboti</i> L. Koch		X	
	<i>Clubiona measta</i> Banks		X	
	<i>Clubiona obesa</i> Hentz or n. sp.	X		
	<i>Clubiona pallens</i> Hahn		X	
	<i>Trachelus tranquillus</i> (Hentz)	X		
Eutichuridae	<i>Cheiracanthium inclusum</i> Hentz			
Philodromidae	<i>Philodromus marxsi</i> Keys.		X	
	<i>Philodromus vulgaris</i> Keys.		X	
	<i>Philodromus formicinus</i> Clerck		X	
Pisauridae	<i>Pisaurina mira</i> Walck.		X	
Salticidae	<i>Plexippus sp.</i>	X		
	<i>Phidippus clarus</i> Keys.		X	
	<i>Phidippus insignarius</i> C. L. Koch		X	
	<i>Eris marginatus</i> Walck.		X	
	Thomisidae	<i>Philodromus abbotii</i> Walck.	X	
	<i>Misumenops oblongus</i> Keys.		X	
	<i>Xysticus funestus</i> Keys.		X	

O: Oliver (1963)

T: Tadic (1963)

S&P: Sourakov y Paris (2017)

Vertebrados

Oliver, (1963) menciona que debido a la vellosidad en el cuerpo del gusano telarañero tiene pocos enemigos pertenecientes al grupo de vertebrados, pero reporta al cuclillo piquinegro (*Coccyzus erythrophthalmus* Wilson), cuclillo piquigualdo (*Coccyzus americanus* Linn.), y al sapo americano (*Anaxyrus americanus* Holbrook).

Tothil (1922) reportó que el vireo de ojos rojos (*Vireosylva olivacea* L.) atacó al 95% de los gusanos telarañeros que ya se encontraban en su quinto estadio.

Parasitismo (parasitoides)

Tadic (1963) observó las siguientes especies parásitas del gusano telarañero, algunos de los mismos los observaron Tothill (1922) en Canadá y Sourakov y Paris (2017).

Cuadro 8.- Insectos parasitoides.

		Insectos parasitoides		
		Lugares		
		Luisiana	Arkansas	Florida
Familia	Especie	O	T	S&P
Braconidae	<i>Aleiodes malacosomatos</i> Mason			X
	<i>Aleiodes sanctihyacinthi</i> (Prov)			X
	<i>Apanteles diacrisiae</i> Gahan			X
	<i>Apanteles hyphantriae</i> Riley	X	X	X
	<i>Meteorus bakeri</i> Cook and Davis			X
	<i>Meteorus hyphantriae</i> Riley	X	X	X
	<i>Microplitis hyphantriae</i> Ashmead			X
Chalcididae	<i>Brachymeria obscurata</i> (Walker)			X

Chrysopidae	<i>Chrysopa quadripunctata</i> Burn.			
Eulophidae	<i>Baryscapus esurus</i> (Riley)			X
	<i>Chouioia cunea</i> Yang			X
	<i>Elachertus hyphantriae</i> Crawford		X	X
Ichneumonidae	<i>Campoplex validus</i> Cress		X	X
	<i>Casitaria genuina</i> (Norton)			X
	<i>Casitaria limenitidis</i> Howard			X
	<i>Coccygomimus disparis</i> (Viereck)			X
	<i>Coelichneumon navus</i> (Say)			X
	<i>Enicospilus glabratus</i> Say			X
	<i>Hyposoter fugitivus</i> (Say)		X	X
	<i>Hyposoter pilosulus</i> Prov.	X	X	X
	<i>Hyposoter rivalis</i> (Cresson)			X
	<i>Itoplectis inquisitor</i> Say			X
	<i>Pimpla turionellae</i> L.			X
	<i>Sinophorus validus</i> (Cresson)			X
	<i>Therion morio</i> (Fabricius)			X
	<i>Therion sassacus</i> Vier			X
	<i>Vulgichneumon brevicinctor</i> (Say)			X
Pteromalidae	<i>Dibrachys cavus</i> (Walker)			X
Tachinidae	<i>Four species</i>	X		
	<i>Exorista japonica</i> Townsend			X
	<i>Lespesia frenchii</i> (Williston)		X	X
	<i>Mericia ampelus</i> (Walker)		X	X
	<i>Pales pavidus</i> Meigen			X
	<i>Zanillia libatrix</i> Panz			X
Torymidae	<i>Monodontomerus minor</i> (Ratzeburg)			X
Trichogrammatidae	<i>Trichogramma dendrolimi</i> Matsumura			X

O: Oliver (1963)

T: Tadic (1963)

S&P: Sourakov y Paris (2017)

Meteorus hyphantriae Riley.

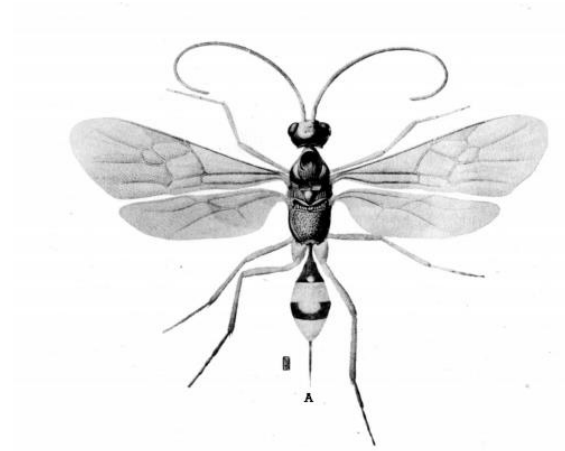


Figura 30.- *Meteorus hyphantriae* Riley.

Tothill (1922) reportó que 3% de las larvas fueron atacadas por este parásito.

Elachertus cidariae Ash.



Figura 31.- *Elachertus cidariae* Ash.

Es un ectoparásito gregario del gusano telarañero del otoño, la hembra pone los huevos directamente sobre la piel de la oruga, por lo que en una sola oruga se pueden encontrar varias larvas pequeñas (Tadic, 1963).

Compsilura concinnata Meig.



Figura 32.- *Compsilura concinnata* Meig

Descrita por Tothill (1922) como parásito para *H. cunea*; es originaria del continente europeo, pero se introdujo intencionalmente a Norteamérica.

En su forma adulta es una mosca de color gris con alas claras y de ojos peludos. Después del apareamiento, la hembra busca un huésped y con sus ganchos anales se une a la espalda de éste mientras que con una estructura perforante en su abdomen atraviesa el integumento e inyecta una larva en el intestino medio o en la cavidad corporal del huésped. Al principio se alimenta de líquidos que extrae de la cavidad general (células de sangre y grasa) hasta que alcanza su etapa destructiva justo antes de la pupación del huésped en donde consume los músculos y el intestino de éste (Tothill,1922).

Blondelia hyphantriae Tothill.



Figura 33.- *Blondelia* spp.

Tothill (1922) menciona que recolectó muestras de orugas de *H. cunea* infectadas por este parásito en la costa húmeda de Columbia Británica, al suroeste de Canadá. Su nombre se debe a que *Hyphantria cunea* Drury es el único huésped que se le conoce (Tothill, 1922).

En su etapa adulta es una mosca gris con alas claras y con ojos desnudos. La hembra posee un perforador como el de *Compsilura*, y con una quilla abdominal ventral bien marcada. La larvi-posición ocurre cuando el gusano telarañero se encuentra entre la tercera y la última etapa, y no ocurre cuando está lloviendo o cuando está incómodamente fresco, o cuando hay un fuerte viento. Sin embargo, se produce una larvi-posición aún en días calurosos (Tothill, 1922).

El modo de ataque es mediante un dispositivo largo y curvo como el de *C. concinnata*, y éste se realiza de manera subcutánea (Tothill, 1922).

Eurithia ampelus (Euriam)

Tothill (1922) reporta la presencia de esta mosca en Norteamérica desde Nueva Escocia hasta la Columbia Británica. *Hyphantria cunea* y *Datana ministra* son los únicos huéspedes conocidos para este parásito.

Después de ocurrida la larvi-posición, los parásitos no obtienen acceso a su huésped inmediatamente, sino que tienen que esperar a que un huésped se cruce en su camino, de no encontrarlo mueren dentro de siete a once días (Tothill, 1922).

Campoplex pilosulus Prov.

Tothill (1922) menciona que esta especie se distribuye en el sureste de Canadá (Ontario, Québec, Nuevo Brunswick, y Nueva Escocia), y en el noreste de Estados Unidos (Massachusetts y Connecticut). *Hyphantria cunea* es el único huésped al que se le conoce.

La oviposición se realiza en larvas de *Hyphantria* que se encuentran en las etapas dos, tres y cuatro. En los primeros dos estadios la larva flota libremente dentro de la cavidad corporal de la víctima y se alimenta de los líquidos que la cubren, en el cual el huésped permanece vivo debido a los hábitos de alimentación del parásito. Cuando el huésped muere, el parásito se apresura a consumir el resto de suministro de alimentos antes de que la putrefacción se establezca (Tothill, 1922).

Campoplex validus Cress.



Figura 34.- *Campoplex validus* Cress.

Se distribuye a lo largo de Canadá (Nueva Escocia, Nuevo Brunswick, Quebec, Ontario y en la Columbia Británica) y Estados Unidos. Su huésped preferido parece ser *Hyphantria* en cualquiera de sus razas. Se ha registrado como un parásito menor de *Hemerocampa leucostigma*. Además, se ha criado la especie en *Malacosoma americana* (Tothill,1922). Su comportamiento es casi exactamente paralelo al de *C. pilosulus* (Tothill,1922).

Apanteles hyphanthiae Riley.

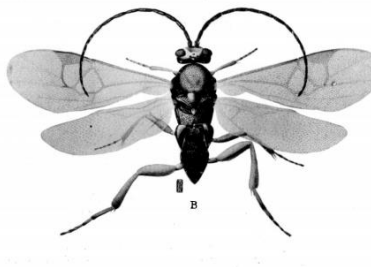


Figura 35.- *Apanteles hyphanthiae* Riley.

Especie reportado como parásito de *H. cunea* por Tothill (1922) y Tadic (1963). Se distribuye en Canadá (Nueva Escocia, Nuevo Brunswick, Quebec, Ontario y en la Columbia Británica) y Estados Unidos (en Massachusetts y probablemente en otros estados). El único huésped en el que se ha criado es en *Hyphantria* (Tothill,1922; Tadic, 1963).

Las hembras ovipositan cuando las larvas de *H. cunea* se encuentran en su segundo y tercer estadio. Aproximadamente siete días después de la oviposición que se realiza dentro de la cavidad corporal del huésped, las larvas eclosionan y son dos semanas las que se alimentan de la oruga (Tothill,1922).

Therion morio Fab. (*Exochilum mundum* Say)



Figura 36.- *Therion morio* Fab.

Se encuentra distribuida en Estados Unidos (Washington, DC; en Nueva Jersey, en Massachusetts y en Indiana) y en Canadá (Nueva Escocia, Nuevo Brunswick, Quebec, Ontario y Columbia Británica) y, en México (Ciudad de México) (Tothill, 1922; NaturaLista, 2019). Es un parásito común de *Hyphantria cunea*, además de *Vanessa cardui*, *Iphidicles ajax* y *Zerene centenaria* (Tothill, 1922).

Las orugas atacadas por este parásito se encuentran en el tercer o cuarto estadio, pero en ocasiones ataca a orugas del segundo estadio. El ovipositor es lo suficientemente largo como para adherir los huevos en la pared del extremo opuesto al cual se realiza la punción. El desarrollo embrionario ocurre dentro del huésped, e incluso cuando el corion se desprende la larva aún es inofensiva, hasta que llega el estado pupal del huésped, que es cuando se presenta el estado de mayor actividad interna (Tothill, 1922).

Tadic (1963) menciona a los siguientes insectos parasitoides encontrados en nidos del gusano telarañero: *Hyposoter fugitivus fugitivus* Say, *Hyposoter pilosulus* Prov, *Campoplex validus* Cress, *Mericia ampelus* Wlk y *Achetoneura (Lespesia) frenchii* Will. Pero también existen otras especies que no han sido identificados (Sourakov y Paris, 2017).

En el Cuadro 9, se observa el control biológico que se presenta en las poblaciones naturales del gusano telarañero elaborado por Oliver (1963). En la misma, se puede observar que la etapa larvaria es cuando esta especie presenta la mayor cantidad de entomófagos.

En el tercer estadio se pueden encontrar varias especies de parásitos en una sola oruga, lo que provoca una competencia entre ellos. No se presenta un combate activo debido a que los competidores no pueden moverse activamente dentro del huésped, así como no cuentan con armas de ataque ni de defensa. Estos parásitos se alimentan muy lentamente al principio y muy rápidamente los dos últimos días, así que el primer parásito que alcance la etapa de alimentación destructiva saldrá victorioso en la lucha ya que reducirá el suministro de alimentos en un solo día y matará de hambre a sus competidores (Tothill, 1922).

Cuadro 9.- Control biológico en las diferentes etapas.

Factores de control biológico	Huevo	Primer instar	Segundo instar	Tercer instar	Cuarto instar	Quinto instar	Sexto instar	Séptimo instar	Prepupa	Pupa	Adultos jóvenes	Adultos mayores
Aves												
Arañas												
Reduviidae												
Pentatomidae												
Carabidae												
Vespidae												
Formicidae												
Mantidae												
Chrysopidae												
Braconidae												
Ichneumonidae												
Tachinidae												
Enfermedades												
Clima												

4.7.6.-Entomopatógenos

Se han realizado pocas investigaciones sobre el control microbiano de esta plaga, pero puede considerarse una alternativa favorable para el control de este insecto con el objetivo de reducir la dependencia del control químico. (Edosa *et al.*, 2019).

La patogenicidad de *Beauveria bassiana* se investigó contra las larvas de *H. cunea* del cuarto estadio, con el método de pulverización, y el resultado más efectivo se logró de las suspensiones conidiales 1×10^8 desarrolladas a 25°C , que provocaron tasas de mortalidad de 100% después de nueve días de tratamiento; por lo que se supone que la virulencia de *B. bassiana* está determinada por la temperatura en el cual ocurre su germinación (Aker y Tuncer, 2016). La aplicación combinada de un hongo entomopatógeno y un insecticida botánico se ha probado y resulta en una alta mortalidad de larvas de *H. cunea* (Zibae *et al.*, 2013).

Una concentración de 1×10^7 unidades formadoras de colonia de *Beauveria* provocó la mortalidad del 100% de larvas de *H. cunea* de cuarto estadio a los seis días después de haber realizado la aplicación. La misma concentración de *Metarhizium* provocó 72% de mortalidad en un periodo de ocho días (De La Cruz-Armas, 2019).

En otro estudio se probó la patogenicidad de *B. bassiana* en el que se sumergieron larvas de *H. cunea* en suspensión conidial (10 conidios/ml) durante 30 segundos, en el cual se obtuvieron un nivel de mortalidad del $90 \pm 5,77\%$ y $96,6 \pm 3,33\%$ (Albayrak *et al.*, 2012).

Hongos entomopatógenos aislados de *Lecanicillium muscarium* y *Simplicillium lamellicola* causaron una alta mortalidad a los 12 días de su aplicación en larvas del tercer estadio a un 93.9%, y 78.8%, respectivamente (Saruhan *et al.*, 2017).

La aplicación del producto comercial Thuricide HP (una preparación de *Bacillus thuringiensis* subsp. *Kurstaki*) a una tasa de 0.5 kg/ha desde un helicóptero en pruebas de campo en Hungría fue efectiva contra las larvas de *H. cunea* del primer y segundo estadio. En el séptimo día, las larvas presentaron procesos fisiológicos retardados y cese de la alimentación en el 80% de ellos y fue disminuyendo progresivamente en el resto, que murió en 12-14 días (Jasinka, 1984).

El nemátodo parásito, *Steinernema feltiae*, fue evaluado contra las larvas del tercer estadio de *H. cunea* en México. Causó un 100% de mortalidad larvaria a las 24 horas de la aplicación. En condiciones de alta humedad, la muerte de la larva tardó hasta por 40 horas después de la aplicación (Yamanaka *et al.*, 1986).

4.7.7.-Feromonas sexuales

Las feromonas son una clase de semioquímicos liberados por los insectos y otros animales para comunicarse con otros individuos de la misma especie y que causan una reacción específica. Existen feromonas sexuales, feromonas de agregación y feromonas de rastro, las cuales se le han encontrado una amplia aplicación para el monitoreo, la interrupción del apareamiento, “atraer y matar”, trampeo masivo, entre otras (Edosa *et al.*, 2019).

Tres componentes de feromonas producidas por la polilla hembra del gusano telarañero han sido identificados, a saber (Z, Z) -9,12-octadecadienal, (Z, Z, Z) - 9,12,15-octadecatrienal y (Z, Z) - 3,6- 9,10-epoxiheneicosadieno. El último, en combinación con cualquiera de los dos anteriores es efectivo para provocar el vuelo. Sin embargo, no realizaron evaluaciones bajo condiciones de campo (Hill *et al.*, 1982).

Los ensayos realizados en campo con mezclas de las feromonas, (3Z, 6Z, 9S 10R) -cis-9,10-epoxi-1,3,6-heneicosatrieno (o TEP), (3Z, 6Z, 9S 10R) -cis-9,10-epoxi -3,6-heneicosatrieno (o DEP) y aldehído linolénico (o TAL) en una proporción de 1:1:1 de DEP: TAL: TEP resultaron atractivos para los machos de *H. cunea* en el norte de Italia, (Trematerra *et al.*, 1993).

En China, se probaron los cebos sintéticos (1,3Z, 6Z - 9,10 - epoxiheneicosatrieno: 3Z, 6Z - 9,10 - epoxiheneicosadieno: 9Z, 12Z, 15Z - octadecatrienal, a una proporción de 1: 1: 8, los cuales resultaron con mayor número de machos de gusano telarañero capturados en comparación con las hembras vírgenes usadas como cebos (Zhang *et al.*, 1996).

La formulación cuaternaria de (9Z, 12Z) -octadecadienal, (9Z, 12Z, 15Z) -octadecatrienal, (3Z, 6Z, 9S, 10R) -9,10- epoxi-3,6-heneico-sadieno y (3Z, 6Z, 9S, 10R) -9,10-epoxi-1,3,6-heneicosatrieno resultó ser muy atractiva para los machos de *H. cunea* (Su *et al.*, 2008).

4.7.8.-Control de plagas basado en ARN interferente

La constante amenaza de resistencia a los insecticidas ha provocado la búsqueda de nuevas alternativas de control, lo que ha permitido explorar el uso potencial del ARN interferente (ARNi) como línea de defensa contra plagas de coleópteros y lepidópteros (Gordon y Waterhouse, 2007).

La ingestión de ARN bicatenario (ARNbc) suministrados en una dieta artificial provoca la interferencia del ARN, lo cual se manifiesta en retraso del crecimiento larvario y la mortalidad (Baum *et al.*, 2007).

La inserción de ARNbc en hospederos muestran una reducción en el daño de alimentación de la plaga, lo que sugiere que la vía de ARNi puede explotarse para controlar plagas de insectos a través de la expresión en planta de un ARNbc (Baum *et al.*, 2007).

Se ha investigado la purificación y caracterización de la fenoloxidasa de la hemolinfa de las larvas de *H. cunea* para determinar los mecanismos de inhibición (Sharifi *et al.*, 2015), pues esta enzima es clave en el desarrollo de la inmunidad en insectos y desempeña un papel crucial en los procesos fisiológicos, como el bronceado de la cutícula, la esclerotización, la cicatrización de heridas, la encapsulación de parasitoides y la formación de nódulos contra patógenos extraños (Ashida y Brey, 1995).

Las glutatión S-transferasas (GST) son enzimas de desintoxicación que ha recibido atención en las investigaciones debido a que desempeña un papel crucial en la formación de resistencia a las principales clases de pesticidas (Lumjuan *et al.*, 2007). Los estudios realizados en GST clonados de *H. cunea* concluyeron que éste tenía una mayor afinidad por el fenitrothion y los insecticidas organofosforados (Yamamoto *et al.*, 2007).

En bioensayos de alimentación con hojas de álamo transgénico de la línea “Shanxin” a larvas del primer estadio de *H. cunea* mostraron una mortalidad superior al 90% al quinto día de la alimentación, completándose el 100% de mortalidad en el onceavo día. Las líneas de álamo transgénicas tóxicas podrían incorporarse en el desarrollo futuro de un MIP de *H. cunea* (Ding *et al.*, 2017).

4.8.- Medidas defensivas de *Hyphantria cunea*

De acuerdo con Tothill (1922), *Hyphantria cunea* presenta las siguientes medidas defensivas:

La armadura de la larva. Los pelos en las partes expuestas de su cuerpo lo protegen contra ciertos tipos de aves y contra el ataque de los taquínidos como *Tachina mella*, la *Winthemia* de cuatro manchas y *Frontina frenchii*, que atacan a muchos tipos de orugas que están relativamente desprovistas de pelos.

La parte de la cabeza está desprovista de pelos, pero está protegida por una cápsula endurecida, que es utilizada para defenderse de los parasitoides, así como lo hace la oruga de cuello amarillo (*Datana ministra*) quien además posee una placa anal endurecida, y erige ambas extremidades para proteger las partes blandas de su cuerpo.

La red comunitaria como un arma de defensa. Posiblemente la vivienda en red surgió como una medida defensiva contra sus enemigos ya que, les proporciona protección contra parásitos que usan el método de ataque directo. También sirve como un sistema nervioso adicional que permite a cualquier oruga dentro de la red hacer sonar la alarma ante cualquier amenaza de modo que, toda la colonia se involucra en la defensa moviendo la mitad delantera de un lado a otro.

Fagocitosis. Cuando las anteriores medidas de prevención son burladas y la larva ha sido parasitada no necesariamente significa que el parásito ya es inmune a la destrucción ya que aproximadamente en la undécima hora el huésped puede activar un arma letal. Los huevos de los parásitos quedan encerrados en una pequeña masa de células sanguíneas. Puede ser que los fagocitos no sean directamente responsables de la muerte del parásito, sino que solo ayuden a eliminarlo después de que haya muerto por envenenamiento protoplasmático; o pueden atacarlo mientras aún vive.

El hábito de volar lejos de los parásitos. Las polillas *Hyphantria* a veces se transportan en el viento predominante desde un área habitada por parásitos primarios a un área donde no existen.

5.-CONCLUSIONES

De acuerdo a la literatura consultada, se pueden establecer las siguientes conclusiones:

1.- *H. cunea* es un insecto altamente polífago originario de Norteamérica y actualmente se encuentra distribuido en el continente europeo y asiático debido al desarrollo de instalaciones de tránsito rápido.

2.- Existe la necesidad de realizar estudios sobre los aspectos biológicos y ecológicos de esta especie para manejarla y de esta manera prevenir su expansión.

3.- El monitoreo y detección a tiempo de este insecto es esencial para evitar daños mayores, sin embargo, los productos comerciales de atracción presentan algunas limitantes probablemente debido a que la proporción de los compuestos de feromonas sexuales varían en cada población.

4.- Los efectos defensivos de las plantas debido a su eficacia y respeto al medio ambiente resultan una buena alternativa para el control de esta plaga, por lo que es necesaria la evaluación de más especies de plantas, así como los mecanismos por el cual causan la mortalidad de las larvas para permitir su comercialización.

5.- El manejo integrado resulta ser la mejor manera para regular la población de *H. cunea* para lo cual se utilizan las siguientes estrategias: monitoreo por medio de recorridos y colocación de trampas con feromonas, prácticas culturales, el uso de insecticidas sintéticos de riesgo reducido y botánicos, el control biológico por medio de depredadores, parasitoides, y entomopatógenos, y la creación de plantas resistentes a esta plaga.

6.- Los enemigos naturales nativos juegan un papel importante debido a su capacidad de controlar los posibles brotes. Por ello es necesario el cuidado del ecosistema forestal debido a que es la fuente principal de insectos benéficos, y minimizar el uso de productos químicos que puedan afectarlos.

7.- La disminución de la población de *H. cunea* afecta a varios insectos parasitoides que dependen activamente de éste para completar su desarrollo. Por lo tanto, el insecto parasitoide puede extinguirse localmente ya que no puede completar el correcto desarrollo de la larva debido a la falta de suministro de alimento, por lo que se dificultaría el control cuando se presente un nuevo brote de *H. cunea*.

8.- Existe poca información en cuanto al control microbiano de esta especie, pero existen casos exitosos de control biológico en otras plagas de insectos que son económicamente importantes. Por lo tanto, es importante el estudio de agentes microbianos, así como las técnicas de aplicación contra este insecto.

9.- La manipulación genética permite desarrollar métodos de control prometedores como la inducción de la interferencia de ARN, el desarrollo de plantas transgénicas, y el estudio de varios genes responsables del desarrollo fisiológico y biológico del insecto.

10.- En relación al uso de insecticidas, es necesario tomar en cuenta los efectos peligrosos en la salud humana y en el medio ambiente, además de que desarrolla resistencia en las plagas y provoca el resurgimiento de las mismas, pero fundamentalmente se recomiendan los insecticidas botánicos y los insecticidas sintéticos de riesgo reducido.

6.-LITERATURA CITADA

- AGHAALI, N., M. GHADAMYARI, V. HOSSEININAVEH, y N. S. RISEH. 2013. Protease inhibitor from the crude extract of plant seeds affects the digestive proteases in *Hyphantria cunea* (Lep: Arctiidae). *Journal of Plant Protection Research*. 53(4), 338-346.
- AGUILAR-PÉREZ, J. H. 2014. *Manual para el manejo orgánico del Nogal Pecanero*. Bloomington, Indiana: Palibrio.
- AKER, O., y C. TUNCER. 2016. Pathogenicity of *Beauveria bassiana* on larvae of fall webworm, *Hyphantria cunea* (Drury) (Lepidoptera: Arctiidae) at different temperatures. *Environment*. 17(20), 22.
- ALBAYRAK, N., A. ÇORUH, y S. ÖRTÜCÜ. 2012. Pathogenicity of three isolates of the entomopathogenic fungi *Beauveria bassiana* to control *Hyphantria cunea* (Drury) (Lepidoptera: Arctiidae) larvae. *Fen Bilimleri Dergisi*. 13, 15-21.
- ALBUQUERQUE, G. S., C. A. TAUBER, y M. J. TAUBER. 1996. Postmating reproductive isolation between *Chrysopa quadripunctata* and *Chrysopa slossonae*: Mechanisms and geographic variation. *Evolution*. 50, 1598-1606.
- AMIRMOHAMMADI, F., J. J. SENDI, y A. ZIBAE. 2012. Biomonitoring of the genotoxic and oxidative the effect of neemon mortality and physiological indices of *Hyphantria cunea* Drury (Lepidoptera). *Munis Entomology and Zoology*. 7(1), 489–495.
- ANDERSON, R. F. 1960. *Shade tree entomology*. Primera edición. Nueva York: John Wiley & Sons, Inc.
- ASHIDA, M., y P. T. BREY. 1995. Role of the integument in insect defense: Pro-phenol oxidase cascade in the cuticular matrix. *Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America*. 92(23), 10698–10702.

- BAUM, J. A., T. BOGAERT, W. CLINTON, G. R. HECK, P. FELDMANN, O. ILAGAN, M. PLEAU. 2007. Control of coleopteran insect pests through RNA interference. *Nature Biotechnology*. 25(11), 1322.
- BROWN, J. J. 2017. *Fall webworm Hyphantria cunea Drury (Lepidoptera: Erebidae: Arctiinae)*. Portland, Oregon: Washington State University. GreenWood Resources.
- BRUDEA, V., I. M. RISCA, C. ENEA, y C. V. TOMESCU. 2012. Efficacy of some biopesticides and plant secondary metabolites against fall webworm *Hyphantria cunea* Drury (Arctiidae-Lepidoptera) in the lab conditions. *Cercetari agronomice in Moldova*. 45(1), 73-80.
- CARPENTER, J. M. 1996. *Distributional checklist of species of the genus Polistes (Hymenoptera: Vespidae; Polistinae, Polistini)*. Nueva York, Nueva York: The American Museum of Natural History. 40 pp.
- CERDA-GARZA, J.A. 2001. *El cultivo del nogal pecanero (Carya illinoensis) en el Norte de México*. Monografía. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro.
- DE LA CRUZ-ARMAS, A., L. A. AGUIRRE-URIBE, V. M. SÁNCHEZ-VALDÉS, E. CERNA-CHÁVEZ, O. GARCÍA-MARTÍNEZ, y Y. I. HERNÁNDEZ-HERNÁNDEZ. 2019. Efectividad de aislados nativos de *Beauveria* y *Metarhizium* de Arteaga, Coahuila, en el control del gusano telarañero *Hyphantria cunea* Drury. *Revista Agraria*. 16(1), 27-37.
- DING, L., Y. CHEN, X. WEI, M. NI, J. ZHANG, H. WANG, J. WEI. 2017. Laboratory evaluation of transgenic *Populus davidiana* × *Populus bolleana* expressing Cry1Ac + SCK, Cry1Ah3, and Cry9Aa3 genes against gypsy moth and fall webworm. *PLoS ONE*. 12(6).
- EBADOLLAHI, A., M. RAHIMI-NASRABADI, H. BATOOLI, y J. GERANMAYEH. 2013. Evaluation of the insecticidal activities of three eucalyptus species cultivated in Iran, against *Hyphantria cunea* Drury

- (Lepidoptera: Arctiidae). *Journal of Plant Protection Research*. 53, 347-352.
- EDOSA, T. T., Y. H. JO, M. KHESHAVARZ, Y. S. ANH, M. Y. NOH, y Y. S. HAN. 2019. Current status of the management of fall webworm, *Hyphantria cunea*: Towards the integrated pest management development. *Journal of Applied Entomology*. 143, 1-10.
- EDWARDS, G. B. 2004. Revision of the jumping spiders of the genus *Phidippus* (Araneae: Salticidae). *Occasional Papers of the Florida State Collection of Arthropods*. 3, 168pp.
- FURNIS, R. L. y V. M. CAROLIN. 2002. *Western Forest Insects* Misc. Publ. 1339. Washington, D.C.: USDA Forest Service.
- GOMI, T. 2007. Seasonal adaptations of the fall webworm *Hyphantria cunea* (Drury) (Lepidoptera: Arctiidae) following its invasion of Japan. *Ecol. Res.* 22, 855-861.
- GORDON, K., y P. WATERHOUSE. 2007. RNAi for insect-proof plants. *Nature biotechnology*. 25, 1231-1232.
- HILL, A.S., B.G. KOVALEV, L.N. NIKOLAEVA, Y W.L. ROELOFS. 1982. Sex pheromone of the fall webworm moth *Hyphantria cunea*. *Jornal of Chemical Ecology*. 8, 383-396.
- HOOVER, G. A. 2011. *Fall webworm*. *Entomological Notes*. Pennsylvania: College of Agricultural Sciences. 2pp.
- HORNER, V., y K. J. STARKS. 1972. Bionomics of the jumping spider *Metaphidippus galathea*. *Annals of the Entomological Society of America*. 65(3), 602-607.
- ISIN, M., K. I. SHANIMOV, y B. KOPZHASAROV. 2008. American fall webworm in Kazakhstan. *Zashchita i Karantin Rastenij*. 9, 39.

- JASINKA, J. 1984. Farm studies on application techniques and pesticide efficiency against *Hyphantria cunea* Drury. *Növényvedelem*. 20(8), 368–372.
- KIM, D. E., y J. KIL. 2012. A report on the occurrence of and Crop Damaged Caused by *Hyphantria cunea* (Drury) with in Korea. *Korean Journal of Applied Entomology*. 51(3), 285-293.
- KIRITANI, K. y N. MORIMOTO. 2004. Invasive insect and nematode pests from North America. *Global Environmental Research*. 8, 75-88.
- LEE, J. 2015. *Fall webworms in pecan*. Entomology and plant pathology. Pest e-alerts. Oklahoma State University. 14 (40), 3 pp.
- LOEWY, K. J., A. L. FLANSBURG, K. GRENIS, M. K. KJELDGAARD, J. McCARTY, L. MONTESANO, J. VERNICK y S. M. MURPHY. 2013. Life history traits and rearing techniques for fall webworms (*Hyphantria cunea* Drury) in Colorado. *Journal of Lepidopterists Society*. 67(3), 196-205.
- LOEWY, K. J. 2013. *Host use and geographic variation in fall webworms (Hyphantria cunea)*. Thesis. University of Denver. 88 pp.
- LOUGHRIN, J. H., D. A. POTTER, y T. R. HAMILTON-KEMP. 1995. Volatile compounds induced by herbivory act as aggregation kairomones for the Japanese beetle (*Popillia japonica* Newman). *Journal of Chemical Ecology*. 21, 1181-1187.
- MARTÍNEZ-SÁNCHEZ, D., F. ARCE-GONZÁLEZ, y N. PÉREZ-PAZ. 2005. Insectos nocivos asociados al nogal de castilla *Juglans regia* en la región de La Cañada, Oaxaca. *Naturaleza y Desarrollo*. 3(1), 25-35.
- MASON, P. A., S. R. WILKES, J. T. LILL, y M. S. SINGER. 2011. Abundance trumps quality: bi-trophic performance and parasitism risk fail to explain host use in the fall webworm. *Oikos*. 1509-1518.

- MICHEL-BARRIENTOS, J. A., L. A. MALDONADO-NAVARRO, y A. A. FUCASTILLO. 2012. Identificación y manejo de plagas en nogal pecanero. *INIFAP*.
- MONTERMINI, A., y OLIVA, G. 1984. Let us learn to know the fall webworm. *Informatore Fitopatologico*. 34(1), 35–40.
- MONTESINO-VALDÉS, M., H. LÓPEZ-FLORES, J. HERNÁNDEZ-ABREU, y E. ZAYAS-IZAGUIRRE. 2009. Insecticidas botánicos como alternativas para el manejo de plagas en sistemas agroforestales. *Agricultura orgánica*. 1, 24-26.
- NATURAL RESOURCES CANADA. 2015. *Fall Webworm*. Consulta: mayo 2019. Disponible en: <https://tidcf.nrcan.gc.ca/en/insects/factsheet/8125>
- NATURALISTA. 2019. *Hyphantria cunea*. Consulta: mayo 2019. Disponible en: <https://www.naturalista.mx/taxa/127133-Hyphantria-cunea>
- OLIVER, A. D. 1963. *An Ecological Study of the Fall Webworm, Hyphantria cunea (Drury), in Louisiana*. Ann Arbor, Michigan: University Microfilms, Inc.
- PALACIOS-CORTEZ, L. L. 2014. *Desarrollo y evaluación de formulados de Bacillus thuringiensis para el control del gusano de bolsa de nogal Hyphantria cunea (Drury)*. Tesis de Doctorado: Universidad Autónoma de Nuevo León. 169 pp.
- PAN, L., R. WANG, Y. ZHANG, Y. FENG, y Y. LUO. 2015. Antifeedant activity of gutta-percha against larvae of the *Hyphantria cunea* and *Anaplophora glabripennis*. *Journal of Plant Interactions*. 10(1), 315-319.
- PAN, L., L. REN, F. CHEN, Y. FENG, y Y. LUO. 2016. Antifeedant Activity of *Ginkgo biloba* Secondary Metabolites against *Hyphantria cunea* larvae: Mechanisms and applications. *PLoS ONE*. 11(5), 12 pp.

- PARK, I.-K., H. S. LEE, S. G. LEE, J. D. PARK, y Y. J. AHN. 2000. Antifeeding activity of isoquinoline alkaloids identified in *Coptis japonica* roots against *Hyphantria cunea* (Lepidoptera: Arctiidae) and *Agelastica coerulea* (Coleoptera: Galerucinae). *Journal of Economic Entomology*. 93(2), 331–335.
- PECKHAM, G. W., y E. G. PECKHAM. 1909. *Revision of the Attidae of North America*. Wisconsin Academy of Sciences, Arts and Letters. Vol. XVI, Part 1, No. 5: 355-646.
- PENNY, N. D., P. A. ADAMS, y L. A. STANGE. 1997. Species catalog of the Neuroptera, Megaloptera, and Raphidioptera of America North of Mexico. *Proceedings of the California Academy of Sciences*. 50, 39-114.
- QUIÑONES, F. J. 1983. *El gusano telarañero del nogal en Chihuahua*. SARH, Instituto Nacional de Investigaciones Agrícolas: Desplegable No. 3. Delicias, Chihuahua.
- REBEK, E. J. 2015. *Entomology and plant pathology*. Pest e-alerts. Oklahoma State University. 14 (39).
- REE, B., y M. JUNGMAN. 2011. *Fall webworm*. The Texas A&M University System: AgriLife Communications and Marketing. 2 pp.
- SARUHAN, I., I. AKCA, y R. KUSHIYEV. 2014. Toxicity of some biopesticides to the fall webworm, *Hyphantria cunea* Drury (Lepidoptera: Arctiidae). *Egyptian Journal of Biological Pest Control*. 24, 255-257.
- SARUHAN, I., S. TOKSOZ, e I. ERPER. 2017. Evaluation of some entomopathogenic fungi against the fall webworm (*Hyphantria cunea* Drury, Lepidoptera: Arctidae). *Selcuk Journal of Agriculture and Food Sciences*. 31, 59-64.

- SCHOWALTER, T. D., y D. R. RING. 2017. Biology and management of the fall webworm, *Hyphantria cunea* (Lepidoptera: Erebidae). *Journal of Integrated Pest Management*. 8(1), 1-6.
- SCUDDER, G. G. E., y R. A. CANNINGS. 2009. A checklist of the Neuropterid insects of British Columbia (Insecta: Megaloptera, Neuroptera and Raphidioptera) with a summary of their geographic distribution. *Journal of the Entomological Society of British Columbia*. 106, 17-24.
- SHARIFI, M., M. GHADAMYARI, R. H. SAJEDI, y N. O. MAHMOODI. 2015. Effects of 4-hexylresorcinol on the phenoloxidase from *Hyphantria cunea* (Lepidoptera: Arctiidae): In vivo and in vitro studies. *Insect Science*. 22(5), 639–650.
- SHU, C., y C. YU. 1984. A preliminary report on quarantine and experimental control of *Hyphantria cunea* at pupal stage. *Forest Science and Technology (Linye Keji Tongxun)*. 9, 21–22.
- SMITH, I.M., D.G. McNAMARA, P.R. SCOTT y K. M. HARRIS. 1992. Data Sheets on Quarantine Pests: *Hyphantria cunea* (Drury). *CABI and EPPO*.
- SOURAKOV, A., y T. PARIS. 2017. Fall webworm, *Hyphantria cunea* (Drury) (Insecta: Lepidoptera: Arctiidae: Arctiinae). *IFAS Extension Bulletin*. EENY 486, 1-10.
- SU, M., Y. FANG, W. TAO, G. YANG, W. MA, y Z. ZHANG. 2008. Identification and field evaluation of the sex pheromone of an invasive pest, the fall webworm *Hyphantria cunea* in China. *Chinese Science Bulletin*. 53(4).
- SUZUKI, N., Y. KUNIMI, S. UEMATSU, y K. KOBAYASHI. 1980. Changes in spatial distribution pattern during the larval stage of the fall webworm, *Hyphantria cunea* Drury (Lepidoptera: Arctiidae). *Res. Popul. Ecol.* 22, 273-283.

- SWIER, S. R. 2016. *Fall webworm & eastern tent caterpillar*. Pest Fact Sheet. 29, 3 pp.
- TADIC, M. D. 1963. Natural enemies of fall webworm (*Hyphantria cunea* Dr.) in North America. *Entomophaga*. 8, 245-252.
- TOTHILL, J. D. 1922. *The natural control of the fall webworm (Hyphantria cunea Drury) in Canada*. Primera edición. Ottawa: W. R. Motherwell. 107 pp.
- TREMATERRA, P., P. FERRARIO, y M. BINDA, M. 1993. Studies on trapping of fall webworm moth, *Hyphantria cunea* (Drury) (Lepid., Arctiidae). *Anzeiger für Schädlingkunde, Pflanzenschutz, Umweltschutz*. 66(3), 51–56.
- VALENCIA-LUNA, L. A., J. ROMERO-NÁPOLES, J. VALDEZ-CARRASCO, J. L. CARRILLO-SÁNCHEZ, y V- LÓPEZ-MARTÍNEZ. 2006. Taxonomía y registros de Chrysopidae (Insecta: Neuroptera) en el estado de Morelos, México. *Acta Zoológica Mexicana*. 22, 17-61.
- WARREN, L. O., y M. TADIC. 1967. The fall webworm, *Hyphantria cunea*, its distribution and natural enemies: A word list (Lepidoptera:Arctiidae). *Journal of Kansas Entomological Society*. 40, 194-202.
- WEST, M. J. 1968. Range extension and solitary nest founding in *Polistes exclamans* (Hymenoptera: Vespidae). Harvard University: Museum of comparative Zoology. 118-123.
- YAMAMOTO, K., F. MIAKE, y Y. ASO. 2007. Purification and characterization of a novel sigma-class glutathione S-transferase of the fall webworm, *Hyphantria cunea*. *J. Appl. Entomol.* 131, 466-471.
- YAMANAKA, S., K. SETA, y M. YASUDA. 1986. Evaluation of the use of entomogenous nematode, *Steinernema feltiae* (Str. Mexican) for the biological control of the fall webworm, *Hyphantria cunea*, (Lepidoptera: Arctiidae). *Japanese Journal of Nematology*. 16, 26–31.

- YANG, Z. Q., X. Y. WANG, J. R. WEI, H. R. QU, y X. R. QIAO. 2008. Survey of the native insect natural enemies of *Hyphantria cunea* (Drury) (Lepidoptera: Arctiidae) in China. *Bulletin of Entomological Research*. 98, 293-302.
- YARMAND, H., S. E. SADEGHI, M. MOHAMMADI, A. MEHRABI, M. ZAMANI, M. AJAMHASANI, y S. AGELI. 2009. "The fall webworm, *Hyphantria cunea* (Lepidoptera: Arctiidae): A new emerging pest insect for forests and agricultural crops of Iran". En: Review of forests, Wood products and Wood Biotechnology of Iran and Germany - Part III. Gotinga: Global Forest Decimal Classification, pp. 120-134.
- YAROSHENKO, V.A. 1975. Particulars on the flight of *Hyphantria cunea*. *Zashchita Rastenii*. 11.
- ZHANG, Q. H., F. SCHLYTER, D. CHU, X. Y. MA, y Y. NINOMIYA. 1996. Female calling behavior and response of males to synthetic pheromone and virgin females in spring and summer generations of *Hyphantria cunea* (Lep., Arctiidae) (Drury) in Northeastern China. *Journal of Applied Entomology*. 120, 467–476.
- ZIBAEI, I., A. R. BANDANI, y J. J. SENDI. 2013. Pathogenicity of *Beauveria bassiana* to fall webworm (*Hyphantria cunea*) (Lepidoptera: Arctiidae) on different host plants. *Plant Protection Science*. 49(4), 169–176.