



# COLEGIO DE POSTGRADUADOS

INSTITUCIÓN DE ENSEÑANZA E INVESTIGACIÓN EN CIENCIAS AGRÍCOLAS

CAMPUS MONTECILLO

POSTGRADO EN FITOSANIDAD

ENTOMOLOGÍA Y ACAROLOGÍA

## **GUSANO TELARAÑERO DEL AJONJOLÍ (*Antigastra catalaunalis* Duponchel) Y SUS ENEMIGOS NATURALES EN EL NORTE DE SINALOA, MÉXICO**

RAMÓN ALEJO SARAZÚ PILLADO

T E S I S

PRESENTADA COMO REQUISITO PARCIAL

PARA OBTENER EL GRADO DE:

MAESTRO EN CIENCIAS

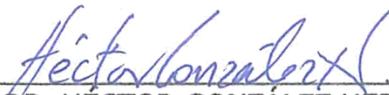
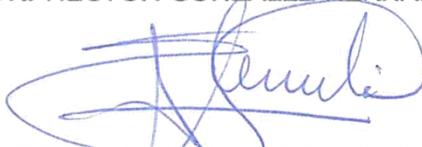
MONTECILLO, TEXCOCO, ESTADO DE MÉXICO

2021

La presente tesis titulada: **Gusano telarañero del ajonjolí *Antigastra catalaunalis* Duponchel y sus enemigos naturales en el norte de Sinaloa, México**, realizada por el alumno: **Ramón Alejo Sarazú Pillado** bajo la dirección del Consejo Particular indicado, ha sido aprobada por el mismo y aceptada como requisito parcial para obtener el grado de:

MAESTRO EN CIENCIAS  
FITOSANIDAD  
ENTOMOLOGÍA Y ACAROLOGÍA

CONSEJO PARTICULAR

CONSEJERO	 _____ DR. HÉCTOR GONZÁLEZ HERNÁNDEZ
ASESOR	 _____ DR. J. REFUGIO LOMELÍ FLORES
ASESOR	 _____ DR. EDGARDO CORTEZ MONDACA
ASESOR	 _____ M.C. JORGE M. VALDEZ CARRASCO

Montecillo, Texcoco, Estado de México, agosto de 2021.

# GUSANO TELARAÑERO DEL AJONJOLÍ *Antigastra catalaunalis* Duponchel Y SUS ENEMIGOS NATURALES EN EL NORTE DE SINALOA, MÉXICO

Ramón Alejo Sarazú Pillado, M.C.  
Colegio de Postgraduados, 2021

## RESUMEN

En Sinaloa, donde el ajonjolí se cultiva en condiciones de temporal, en la temporada 2010, en este cultivo, se registraron siniestros de hasta 6 mil ha y reducciones en el rendimiento de 100 a 400 kg/ha, por daños del gusano telarañero del ajonjolí. Esta plaga año tras año provoca daños de importancia económica, mayormente cuando las lluvias son escasas y el control químico se usa inadecuadamente. Uno de los objetivos de este estudio fue determinar la especie de esta plaga, lo que se realizó mediante la preparación de la genitalia y el falo de un ejemplar colectado en Sinaloa. La especie resultó ser *Antigastra catalaunalis* Duponchel (Crambidae), nativo de las regiones tropicales de África; en Sudamérica se le encontró por primera vez en 1971. También se realizaron estudios de campo en tres predios de ajonjolí cada uno de 1.0 ha, bajo manejo agronómico propio del productor, ubicados en tres municipios del norte de Sinaloa, donde se concentra la mayor producción, los predios fueron los siguientes: El Carrizo, municipio del El Fuerte; Agua Fría, municipio de Sinaloa y El Salto, municipio de Mocorito. La fluctuación poblacional de esta plaga se estudió semanalmente, correspondiente al ciclo primavera-verano de 2020. La distribución estacional por predio de esta plaga fue variada. En El Carrizo, se presentó el mayor pico poblacional en la última semana de agosto con un 59.5% de infestación, que coincidió con el inicio de la floración y formación de cápsulas, órganos preferidos como alimento por las larvas de *A. catalaunalis*; el segundo pico poblacional fue en la primera semana de octubre con 29.5% de infestación, que coincidió con el final de la floración, defoliación del cultivo y secado de cápsulas, lo que evitó el daño por barrenación. En el predio Agua Fría, sólo se presentó un pico poblacional en la primera semana de octubre con 32.5% de infestación, al final de la floración; predio en el que se detectó actividad de parasitoides y depredadores y en particular de arañas tejedoras y emboscadoras *Neoscona* sp. y *Misumena* sp. En El Salto, el productor realizó dos aplicaciones de insecticida, 22 y 36 días después de la siembra, lo que posiblemente afectó el establecimiento de la fauna benéfica en el cultivo; como consecuencia, en la tercera semana de septiembre se presentó un pico poblacional del 100% de plantas infestadas de larvas de *A. catalaunalis*, esto provocó que el predio se considerará como siniestrado. Respecto al efecto de parámetros ambientales en la densidad poblacional de *A. catalaunalis*, la temperatura mínima de uno de los predios resultó en una correlación negativa altamente significativa (-0.766\*) al 0.05% de probabilidad. Respecto a las estimaciones de las medias de parasitismo de larvas y pupas por predio, se considera el posible efecto del control químico en los enemigos naturales de la plaga. En total se obtuvieron 229 individuos de parasitoides y depredadores, 7 y 13 especies, respectivamente. La mayor diversidad ocurrió en El Fuerte con 16 especies. La mayor abundancia en parasitoides y depredadores correspondió a *Habrobracon platynotae* Cushman y *Nesidiocoris tenuis* Reuter con 17 y 87 ejemplares colectados, respectivamente.

**Palabras clave:** Gusano telarañero del ajonjolí, parasitoides, depredadores, Crambidae.

# THE SESAME SHOOT WEBBER *Antigastra catalaunalis* Duponchel AND ITS NATURAL ENEMIES IN NORTHERN SINALOA, MEXICO

Ramón Alejo Sarazú Pillado, M.C.  
Colegio de Postgraduados, 2021

## ABSTRACT

In Sinaloa, where sesame is grown without an irrigation system, in the 2010 crop season, there were losses up to 6,000 ha, and reductions in yield from 100 to 400 kg/ha, because of the damage caused by the sesame shoot webber. This pest has continued to cause damage of economic importance, mostly when the rains are uncommon and chemical control is used inappropriately. One of the objectives of this study was to determine the species of this pest, and by preparing the genitalia and phallus of a specimen collected in Sinaloa, the species turned out to be *Antigastra catalaunalis* Duponchel (Crambidae), native to tropical regions of Africa. This pest was detected for the first time in South America in 1971. Field studies were also carried out in three commercial sesame farms each one of 1.0 ha, under the agronomic management of the producer, located in three municipalities of northern Sinaloa, where the largest production is concentrated, the plantations were the following: El Carrizo, in the municipality of El Fuerte; Agua Fría, in the municipality of Sinaloa, and El Salto, in the municipality of Mocorito. The population fluctuation of this pest was studied weekly, corresponding to the spring-summer crop cycle of 2020. The seasonal distribution by plantation of this pest was varied. In El Carrizo, the largest population peak of the pest occurred in the last week of August with 59.5% infestation, which coincided with the beginning of flowering and formation of capsules, organs preferred as food by the larvae of *A. catalaunalis*. The second population peak was in the first week of October with 29.5% infestation, which coincided with the end of flowering, defoliation of the crop, and drying of capsules, which prevented damage by sesame shoot webber. In the Agua Fría plantation, there was only a population peak in the first week of October with 32.5% infestation, at the end of flowering, a plantation in which activity of parasitoids and predators was detected and in particular of the weaver and hunters' spiders *Neoscona* sp. and *Misumena* sp. In El Salto, two insecticide applications, 22 and 36 days after planting, were performed by the owner. These possibly affected the establishment of beneficial fauna. As a result, in the third week of September, a population peak of 100% of infested plants by larvae of *A. catalaunalis* was detected. This caused that the plantation will be considered a total loss. Regarding the effect of environmental parameters on the population density of *A. catalaunalis*, the minimum temperature of one of the properties resulted in a highly significant negative correlation (-0.766\*) with 0.05% probability. Regarding the estimates of the average parasitism of larvae and pupae per plantation, the possible effect of chemical control on the natural enemies of the pest is considered. In total, 229 individuals of parasitoids and predators were detected, seven and 13 species, respectively. The greatest diversity occurred in El Fuerte with 16 species. The greatest abundance in parasitoids corresponded to *Habrobracon platynotae* Cushman and predators to *Nesidiocoris tenuis* Reuter with 17 and 87 specimens collected, respectively.

**Palabras clave:** Sesame shoot webber, parasitoids, predators, Crambidae.

## AGRADECIMIENTOS

Al Colegio de Postgraduados, Campus Montecillo y al Posgrado en Fitosanidad-Entomología y Acarología por haberme permitido realizar mis estudios de maestría; asimismo a todo el personal, de soporte de coordinación, administrativo y de apoyo. En especial a Silvia Colin, por su apoyo en los procesos administrativos en todo el periodo de la maestría.

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACYT), por la beca otorgada para la realización de mis estudios.

Al Dr. Héctor González Hernández, que como mi profesor consejero, siempre me mostró la mejor de las atenciones, una actitud profesional y de responsabilidad en todo momento para con mis actividades como estudiante. Un orientador académico nato.

A los integrantes de mi consejo particular: M.C. Jorge Valdez Carrasco, Dr. José Refugio Lomeli Flores y Dr. Edgardo Cortez Mondaca, por su incansable labor de asesoramiento para la realización de las actividades de investigación en campo y laboratorio: como preparación y montaje de insectos, toma de fotografías, revisión de claves taxonómicas, gestión de apoyo a taxónomos especialistas; etcétera, su aportación es invaluable. Y por siempre mostrar voluntad cuando lo necesité.

Al Dr. Ariel Guzmán Franco, por fungir como sinodal en mi examen de grado, gracias.

A los investigadores: Dr. Joaquín Baixeras Almela, Institut Cavanilles de Biodiversitat i Biologia Evolutiva, Universitat de València; Dra. Juana María Coronado Blanco y Dr. Enrique Ruiz Cansino de la Universidad Autónoma de Tamaulipas (FIC-UAT); Dr. Marcelo Teixeira Tavares y Dr. Celso Oliveira Azevedo del Departamento de Biología, Universidade Federal do Espírito Santo, Brasil; Dr. Michael D. Schwartz, Research Affiliate Agriculture & Agri-Food Canada Environmental Health; Dr. Thomas J. Henry, Systematic Entomology Laboratory, ARS, USDA. National Museum of Natural History, Smithsonian Institution; Dr. Guanyang Zhang, School of Life Sciences, Arizona State University; Dr. Kipling Will, University of California, Berkeley; Dr. Achille Casale, Dipartimento di Scienze della Natura e del Territorio (Zoologia), Università di Sassari. Por su apoyo para algunos casos, en la identificación o bien la corroboración de especies de los insectos y arácnidos presentados en este estudio.

A las Juntas Locales de Sanidad Vegetal: del Valle del Carrizo, del municipio Sinaloa y del Valle del Évora; a los Técnicos en Sanidad Vegetal; Ing. Agrónomo Saúl Grajeda, Ing. Agrónomo Fredy Eloy Valenzuela Bojórquez e Ing. Agrónomo Lao; a los propietarios de los predios: Álvaro León,

Jesús Mercado y Prisciliano López, por el apoyo y la cooperación brindados en las actividades de investigación en campo y permitimos usar sus predios como unidades de estudio.

## **DEDICATORIA**

A mis padres, Ema Esther Pillado García y Loreto Sarazú Sandoval, que con su ejemplo, educación y consejos formaron la persona que soy ahora. Además por su inagotable esfuerzo de apoyarme en todo momento.

A mis hermanas, María de Jesús, Alma Justina, Virginia Aracely, Blanca Esthela, Reyna Elizabeth, Nancy Jazmín, Jessica Esther y mi hermano por elección Jesús José; porque es más que un privilegio ser su hermano. Por la atención y apoyo brindado hacia mi persona siempre.

A mis amigos y buenos compañeros, Karla, Blanca, Viri, Sandra, Karen, Edson, Juan Andres, Harol, José Andres, Eleazar. En especial a Victoria, Sigrid y Susana; y todos aquellos que hicieron más agradable mi permanencia durante mis estudios.

En memoria del Ingeniero Agrónomo Bladimir Lopez Reyes; un buen amigo y compañero.

## CONTENIDO

RESUMEN.....	iii
ABSTRACT .....	iv
AGRADECIMIENTOS .....	v
DEDICATORIA.....	vi
LISTA DE CUADROS .....	ix
LISTA DE FIGURAS .....	x
INTRODUCCIÓN GENERAL.....	1
LITERATURA CITADA.....	5
CAPÍTULO I. PRIMER REPORTE DEL GUSANO TELARAÑERO <i>ANTIGASTRA CATALAUNALIS</i> DUPONCHEL (LEPIDOPTERA: CRAMBIDAE) EN AJONJOLÍ EN EL NORTE DE SINALOA, MÉXICO.....	9
1.1 RESUMEN .....	9
1.2. INTRODUCCIÓN.....	10
1.3. MATERIALES Y MÉTODOS.....	11
1.4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	11
1.5. CONCLUSIONES.....	17
1.6. LITERATURA CITADA .....	17
CAPÍTULO II. GUSANO TELARAÑERO DEL AJONJOLÍ <i>ANTIGASTRA CATALAUNALIS</i> DUPONCHEL Y SUS ENEMIGOS NATURALES EN EL NORTE DE SINALOA, MÉXICO.....	20
2.1 RESUMEN .....	20
2.2. INTRODUCCIÓN.....	21
2.3. MATERIALES Y MÉTODOS.....	26
2.3.1. Descripción de las áreas de estudio .....	26
2.3.2. Manejo agronómico de los predios de ajonjolí.....	27
2.3.3. Método de muestreo de <i>A. catalaunalis</i> .....	27
2.3.4. Captura de datos de incidencia temporal de <i>A. catalaunalis</i> .....	28
2.3.5. Captura de parámetros ambientales .....	28
2.3.6. Análisis estadístico .....	29

2.3.7. Parasitismo de <i>A. catalaunalis</i> .....	29
2.3.8. Colecta de fauna benéfica de parasitoides y depredadores asociados a <i>A. catalaunalis</i> .....	30
2.3.9. Incidencia de telarañas de <i>Neoscona</i> sp. (Araneidae: Araneae) en ajonjolí en la zona norte de Sinaloa.....	30
2.3.10. Determinación de especies de parasitoides.....	30
2.3.11. Determinación de especies de depredadores .....	31
2.4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	32
2.4.1. Prevalencia de <i>A. catalaunalis</i> en ajonjolí en la zona norte de Sinaloa.....	32
2.4.2. Incidencia temporal de <i>A. catalaunalis</i> ± (EE) y su control químico.....	32
2.4.3. Porcentaje semanal de plantas infestadas por larvas de <i>A. catalaunalis</i> .....	34
2.4.4. Incidencia temporal de <i>A. catalaunalis</i> por etapa fenológica del cultivo de ajonjolí. ....	37
2.4.5. Correlación de la incidencia temporal de <i>A. catalaunalis</i> con parámetros ambientales .....	42
2.4.6. Parasitismo de larvas y pupas de <i>A. catalaunalis</i> .....	43
2.4.7. Fauna benéfica de parasitoides y depredadores colectada mediante golpes de red .....	46
2.4.8. Incidencia de telas araña de <i>Neoscona</i> sp. (Araneidae: Araneae) en los predios .....	48
2.4.9. Enemigos naturales asociados a <i>A. catalaunalis</i> en ajonjolí en el norte de Sinaloa, México. ....	50
2.4.9.4. Resumen del complejo de depredadores.....	76
2.5 CONCLUSIONES.....	77
2.6 LITERATURA CITADA.....	79
CONCLUSIONES GENERALES .....	95

## LISTA DE CUADROS

<b>Cuadro 2.1.</b> Relación de parasitoides asociados a <i>Antigastra catalaunalis</i> .....	23
<b>Cuadro 2.2.</b> Relación de depredadores asociados a <i>A. catalaunalis</i> en cultivo de ajonjolí. ....	25
<b>Cuadro 2.3.</b> Relación de microorganismos entomopatógenos asociados a <i>A. catalaunalis</i> en cultivo de ajonjolí.....	26
<b>Cuadro 2.4.</b> Medias del porcentaje semanal de infestación $\pm$ (EE) de larvas de <i>A. catalaunalis</i> en el ciclo P-V 2020 en tres municipios del norte de Sinaloa. ....	36
<b>Cuadro 2.5.</b> Coeficiente de Correlación de Spearman entre incidencia temporal y parámetros ambientales, en el ciclo P-V 2020 en tres municipios del norte de Sinaloa. ....	43
<b>Cuadro 2.6.</b> Relación de parasitoides colectados en estimaciones de parasitismo de <i>A. catalaunalis</i> , en el ciclo P-V 2020 en tres municipios del norte de Sinaloa, México.....	45
<b>Cuadro 2.7.</b> Relación de porcentajes de parasitismo $\pm$ (EE) de <i>A. catalaunalis</i> , en el ciclo P-V 2020 en tres municipios del norte de Sinaloa, México.....	45
<b>Cuadro 2.8.</b> Relación de fauna benéfica de parasitoides y depredadores de <i>A. catalaunalis</i> , colectados con red entomológica en predios de ajonjolí en el ciclo P-V 2020 en tres municipios del norte de Sinaloa, México. ....	47

## LISTA DE FIGURAS

<b>Figura 1.1.</b> Genitalia (phallus separado) de <i>Antigastra catalaunalis</i> del norte de Sinaloa.....	12
<b>Figura 1.2.</b> Genitalia de <i>Antigastra catalaunalis</i> , ejemplar de Grecia, (preparación ICBIBE GS3520).....	13
<b>Figura 1.3.</b> Phallus de <i>Antigastra catalaunalis</i> , ejemplar de Grecia (preparación ICBIBE GS3520).....	13
<b>Figura 1.4.</b> Adulto de <i>Antigastra catalaunalis</i> del norte de Sinaloa.....	14
<b>Figura 1.5.</b> Huevos de <i>Antigastra catalaunalis</i> .....	14
<b>Figura 1.6.</b> Larva de <i>Antigastra catalaunalis</i> de último instar. ....	15
<b>Figura 1.7.</b> Prepupa de <i>Antigastra catalaunalis</i> .....	15
<b>Figura 1.8.</b> Pupa de <i>Antigastra catalaunalis</i> .....	16
<b>Figura 2.1.</b> Incidencia temporal de larvas de <i>A. catalaunalis</i> ± (EE) y su control químico, en el ciclo P-V 2020 en tres municipios del norte de Sinaloa, México. (BE): Benzoato de Emamectina, aplicaciones en El Salto, Mocorito a razón de 500 ml/ha (13 y 27-Ago); (C+LC): Clorpirifos + Lamda Cyalotrina, 500+300 ml/ha (3-Sep), aplicación en El Carrizo, El Fuerte. ....	33
<b>Figura 2.2.</b> Porcentaje semanal de plantas infestadas por larvas de <i>A. catalaunalis</i> y su control químico, en el ciclo P-V 2020 en tres municipios del norte de Sinaloa. (BE): Benzoato de Emamectina, aplicaciones en El Salto, Mocorito a razón de 500 ml/ha (10 y 26-Ago); (C+LC): Clorpirifos + Lamda Cyalotrina, 500+300 ml/ha (3-Sep), aplicación en El Carrizo, El Fuerte. ....	35
<b>Figura 2.3</b> <b>A</b> y <b>C</b> ) predio El Salto, daño severo en el ápice de las plantas, <b>B</b> ) predio Agua Fría.....	38
<b>Figura 2.4.</b> Incidencia temporal de larvas de <i>A. catalaunalis</i> por etapa fenológica del cultivo de ajonjolí ± (EE), en el ciclo P-V 2020 en El carrizo, El Fuerte. (L/H): Larvas alimentándose en hojas; (L/B/F): Larvas alimentándose en botones y/o flores; (L/C): Larvas alimentándose de cápsulas. (C+LC): Clorpirifos + Lamda Cyalotrina, 500+300 ml/ha (3-Sep), aplicación de insecticida. ....	39
<b>Figura 2.5.</b> Incidencia temporal de larvas de <i>A. catalaunalis</i> por etapa fenológica del cultivo de ajonjolí ± (EE), en el ciclo P-V 2020 en Agua Fría, Sinaloa. (L/H): Larvas	

alimentándose en hojas; (L/B/F): Larvas alimentándose en botones y/o flores; (L/C): Larvas alimentándose de cápsulas.....	40
<b>Figura 2.6.</b> Incidencia temporal de larvas de <i>A. catalaunalis</i> por etapa fenológica del cultivo de ajonjolí ± (EE), en el ciclo P-V 2020 en El Salto, Mocorito. (L/H): Larvas alimentándose en hojas; (L/B/F): Larvas alimentándose en botones y/o flores; (L/C): Larvas alimentándose de cápsulas; (BE): Benzoato de Emamectina, a razón de 500 ml/ha (10 y 26-Ago). .....	42
<b>Figura 2.7.</b> Medias de incidencia ± (EE) de telas araña de <i>Neoscona</i> sp. (Araneidae: Araneae) por cada 10 m, en tres predios de ajonjolí en el ciclo P-V 2020 en tres municipios del norte de Sinaloa, México.....	50
<b>Figura 2.8.</b> <i>Habrobracon platynotae</i> Cushman <b>A)</b> Hembra vista lateral, <b>B)</b> Macho vista lateral; <b>C)</b> Huevos, <b>D)</b> Larvas, y <b>E)</b> Pupas sobre larva de <i>A. catalaunalis</i> . .....	53
<b>Figura 2.9.</b> <i>Goniozus punctaticeps</i> Kieffer <b>A)</b> Hembra vista lateral <b>B)</b> Macho vista lateral <b>C)</b> Hembra vista dorsal <b>D)</b> Larvas y pupas de <i>G. punctaticeps</i> sobre larva de <i>A. catalaunalis</i> . .....	55
<b>Figura 2.10.</b> <i>Eiphosoma dentator</i> Fabricius <b>A)</b> Hembra vista lateral <b>B)</b> Macho vista lateral <b>C)</b> Larva de <i>A. catalaunalis</i> parasitada por <i>E. dentator</i> <b>D)</b> Pupa de <i>E. dentator</i> .....	57
<b>Figura 2.11.</b> <i>Brachymeria annulata</i> Walker <b>A)</b> Hembra vista lateral <b>B)</b> Macho vista lateral .....	59
<b>Figura 2.12.</b> <i>Conura side</i> Walker <b>A)</b> Hembra vista lateral <b>B)</b> Macho vista lateral <b>C)</b> <i>Conura maculata</i> Fabricius <b>C)</b> Hembra vista lateral <b>D)</b> Macho vista lateral <b>E), F)</b> Pupas parasitadas por <i>C. maculata</i> <b>G)</b> Pupas parasitadas por <i>C. maculata</i> y <i>C. side</i> <b>H)</b> Pupa de <i>A. catalaunalis</i> parasitada por <i>C. side</i> . .....	62
<b>Figura 2.13.</b> <i>Perilampus</i> sp. <b>A)</b> Macho vista lateral <b>B)</b> Macho vista frontal. ....	63
<b>Figura 2.14.</b> <i>Nesidiocoris tenuis</i> Reuter <b>A)</b> <i>N. tenuis</i> adulto y larva de <i>A. catalaunalis</i> depredada <b>B)</b> Ninfas de <i>N. tenuis</i> alimentándose de una larva de último instar-prepupa de <i>A. catalaunalis</i> <b>C)</b> Macho vista dorsal. ....	66
<b>Figura 2.15.</b> <b>A)</b> Adulto de <i>Zelus renardii</i> Kolenati <b>B)</b> Ninfa de <i>Z. renardii</i> <b>C)</b> Adulto de <i>Orius tristicolor</i> White. ....	68
<b>Figura 2.16.</b> <b>A)</b> <i>Hippodamia convergens</i> Guerin-Meneville <b>B)</b> <i>Coleomegilla maculata</i> DeGeer vista dorsal <b>C)</b> <i>Cycloneda sanguinea</i> L. vista dorsal.....	70

**Figura 2.17.** *Calleida punctulata* Chaudoir **A)** Larva de último instar **B)** Adulto alimentándose de una pupa de *A. catalaunalis* **C)** Adulto vista dorsal.....71

**Figura 2.18.** **A, B)** Adultos de *Neoscona* sp. sobre telarañas **C)** Adulto de *Peucetia* sp. **D)** Ninfa de *Peucetia* sp. alimentándose de una larva grande de *A. catalaunalis* **E)** Adulto hembra de *Mecaphesa* sp. alimentándose de un adulto de *A. catalaunalis* **F)** Adulto hembra de *Mecaphesa* sp. **G)** *Mecaphesa* sp. macho vista dorsal .....74

**Figura 2.19.** *Chrysoperla rufilabris* Burmeister **A)** Adulto de *C. rufilabris* **B)** Larva de *C. rufilabris*.....75

## INTRODUCCIÓN GENERAL

El ajonjolí *Sesamum indicum* (Linneo), es una hierba anual de tallo recto que puede presentar ramificaciones, sus frutos son cápsulas que pueden ser dehiscentes o indehiscentes con semillas de endospermo aceitoso; puede llegar a medir 1.50 m de altura, pertenece a la familia Pedaliaceae. Su producción se efectúa generalmente en regiones tropicales y subtropicales, en condiciones de temporal donde las precipitaciones pueden ser irregulares. Se adapta a altas temperaturas y estrés hídrico, requiere de suelos con buen drenaje y textura media (Bedigian y Harlan, 1986). Existe una riqueza en cultivares, estos pueden alcanzar la madurez entre 75-180 días; requiere de una adecuada humedad durante la emergencia de la plántula y de 300-400 mm de precipitación durante su desarrollo, para obtener una producción aceptable (Carlsson *et al.*, 2008). El comportamiento de este cultivo es óptimo a temperaturas altas, además es una buena alternativa para rotación de cultivos (Cobley, 1976; Bedigian, 2011). Las discusiones continúan sobre el origen de la domesticación del ajonjolí, el hecho lo adjudican a Asia o África; estudios señalan al sur de Asia como tal, específicamente al noroeste de India y partes de Pakistán, el uso de Marcadores Moleculares RAPD que demuestran una cercana relación entre *S. indicum* y *S. malabaricum*, especie que se cultiva hoy en día y poblaciones silvestres endémicas del sur de Asia, respectivamente (Bhat *et al.*, 1999; Nanthakumar *et al.*, 2000); así mismo, se concluyó en un estudio de hibridación entre los cultivares antes mencionados (Fuller, 2003); y en hallazgos arqueobotánicos donde Fuller y Madela (2000) reportaron el mismo resultado en su investigación. Estudios más recientes, con empleo de análisis filogenéticos y sistemáticos catalogaron a estas especies como hermanas, con un poco de divergencia en sus secuencias (Bedigian, 2015; Gormley *et al.*, 2015).

Weiss (1983) y Mabberley (1987) señalaron que esta oleaginosa es la usada con mayor antigüedad en el mundo por los humanos. Actualmente, la mayor parte de la producción mundial se consume como aceite, de altos niveles de grasas insaturadas y antioxidantes como el sesamin y el sesamol (Baydar *et al.*, 1999). Tradicionalmente, sus semillas también son usadas como consumo directo debido a su sabor y aroma, además de que son ricas en proteínas, fibra dietética y minerales (Elleuch *et al.*, 2011); también se pueden encontrar como recubrimientos en repostería, panadería y como acompañamiento de innumerables platillos. Además de los usos alimentarios, se usa en la farmacéutica, cosmética y biocombustibles. Sus propiedades son explotadas adicionalmente en antisépticos y desinfectantes (Pathak *et al.*, 2017). En el año 2019 se produjeron un total de 7, 018,

829 toneladas de ajonjolí; en una superficie total de 13, 111, 553 hectáreas. Su producción se centra en África y Asia, generalmente en países en vías de desarrollo. Ese mismo año el 95.22% del total fue producido en ambos continentes. Los países principales productores son: Sudán, China, Myanmar, India, Tanzania, Nigeria, Burkina Faso, Etiopía, Sudán del sur y Chad; estas diez naciones concentraron el 81.99% de la producción total (FAOSTAT, 2019). El rendimiento promedio es muy variado, desde 226 Kg/ha en Sudán hasta 1,639 Kg/ha en China, los dos países principales productores. En 2019, México se ubicó en el lugar 18, con una producción total de 57, 811 t, en una superficie de 81,873 ha y con un rendimiento promedio de 706 Kg/ha (SIAP, 2019). La producción se obtiene principalmente de zonas serranas, en condiciones de temporal, productores con escasa maquinaria y sin modernas tecnologías. Esto debido a la competencia con cultivos más remunerables, menor riesgo de pérdidas para los productores y una escasa investigación por parte de las Instituciones gubernamentales. Sinaloa, Guerrero y Michoacán son los principales productores (SIAP, 2019).

En Sinaloa el cultivo se establece en primavera-verano, depende del temporal de lluvias para su producción y también del manejo de las plagas. Las plagas potenciales son: mosquita blanca *Bemisia tabaci* Gennadius, desde la emergencia del cultivo y ocasiona un daño directo al extraer savia de los tejidos de las plantas (Laurentin *et al.*, 2003). Complejo de chinches: *Lygus lineolaris* Palisot de Beauvois, chinche rápida *Creontiades* spp., chinche verde apestosa *Nezara viridula* L. y conchuela café *Euschistus servus* Say, llegan al cultivo una vez iniciada la floración, se alimentan de botones florales y cápsulas en formación, provocan su caída o el avanamiento de las semillas. El gusano del fruto *Chloridea* (= *Heliothis*) *virescens* Fabricius, se alimenta principalmente de los botones florales y las cápsulas; generalmente no se requiere emplear algún tipo de control para las plagas mencionadas (INIFAP, 2017). El gusano telarañero del ajonjolí *Antigastra catalaunalis* (Duponchel) (Lepidoptera: Crambidae) es la plaga de mayor importancia. Características morfológicas descritas por (Simoglou *et al.*, 2017; Choudhary *et al.*, 2017; Pandey *et al.*, 2018): los machos son de 8 mm de longitud y las hembras de 12 mm. Los machos presentan una estructura en forma de disco un poco hinchada en la parte distal de los fémures de las patas delanteras (Kumar *et al.* 2018); las alas anteriores son de coloración beige, y beige claro con una mancha oscura de forma irregular las posteriores. Los huevos son de 0,41 mm de longitud de forma arriñonada. Su desarrollo larval transcurre en 5 instares, las larvas de últimos instar son verde claro, con cabeza oscura y miden poco más de 1.0 cm, poseen cuatro hileras longitudinales de pináculos setigeros

conspicuos. La prepupa es color verde claro con ojos prominentes color café rojizo y la pupa es de tipo exarata color café. *A. catalaunalis* tiene sus orígenes en las zonas tropicales de África (De Prins y De Prins, 2021). Actualmente con presencia en la región del Mediterráneo e Islas sobre el Atlántico como: España, Francia, Bélgica, Italia, Grecia, Chipre, Islas Baleares, Malta, Sardinia, Sicilia, Madeira e Islas Canarias (De Prins y Veraghtert, 2006; Schaffers, 2009). Nuss *et al.*, (2005) registró otros países con presencia: Bosnia & Herzegovina, Croacia, República Checa, Dinamarca, Gibraltar, Gran Bretaña, Hungría, Macedonia, Portugal, Rumania y Suiza. Sin embargo, en los países de Europa central y mayormente hacia el norte, es considerado como escaso migrante (De Prins y Veraghtert, 2006; Schaffers, 2009). Se ha introducido a muchos países, actualmente se encuentra en Australia, Colombia, Costa Rica, Hong Kong, Irán y Japón (De Prins y De Prins, 2021). Hallman y Sanchez (1982) reportaron a *A. catalaunalis* en cultivos de ajonjolí en el hemisferio occidental, en Colombia para 1971.

*A. catalaunalis* es la plaga de mayor importancia para el cultivo del ajonjolí, se alimenta de todas las partes de la planta, excepto de la raíz (Gebregergis *et al.*, 2018; Saravanaraman *et al.*, 2017). Preferentemente del follaje más tierno, afecta los puntos de crecimiento, además de barrenar botones florales y cápsulas; lo que genera un daño directo a las semillas (Karuppaiah, 2014). Sus hábitos crípticos son una característica particular de esta plaga, en el segundo y tercer instar inicia con la producción de una seda con la que une hojas, ramas y flores para formar una cripta donde se refugia de condiciones climáticas adversas, de enemigos naturales y de la aplicación de insecticidas (Simoglou *et al.*, 2017). Geremedhin y Azerefegne (2020) señalaron que puede causar pérdidas del 25% al 35% de la producción y la que la etapa crítica de acción es durante la floración; Gupta *et al.*, (2002) reportó pérdidas de 6.2% al 43.1 %; Simoglou *et al.*, (2017) documentaron pérdidas por encima del 50% de la producción, con aproximadamente el 80% de plantas infestadas y un 50% de cápsulas dañadas cada una. Karuppaiah *et al.*, (2009) y Karuppaiah and Nadarajan (2013) indicaron que los cultivares con un mayor número de tricomas por hoja son más susceptibles al daño, esto debido a que las hembras los prefieren para su oviposición. *A. catalaunalis* puede hospedarse en 20 especies de plantas, correspondientes a 9 familias botánicas: *Pedaliium murex* L. (Pedaliaceae), tradicionalmente se usa como tratamiento de algunas enfermedades en India, su cultivo intensivo y extensivo favorece a la permanencia de la plaga todo el año (Saravanaraman *et al.*, 2016); similarmente sucede en África con *Ceratotheca sesamoides* Endlicher (Pedaliaceae), es cultivada por sus propiedades antivirales (Uddin II y Adesiyun, 2011). Muchas otras plantas

silvestres, arvenses y ornamentales mantienen las poblaciones de esta plaga en ausencia de cultivos de ajonjolí: *Sesamum prostratum* Retzius (Pedaliaceae); *Martynia diandra* Gloxin (Mirtyaniaceae); *Russelia juncea* Zuccarini y *Linaria* sp., ambas familia Scrophulariaceae (Cheema y Singh, 1987). Las plantas ornamentales que sirven como hospederos son: *Tecoma stans* L.; *T. alata* Juss y *T. campensis* Thunberg Lindley (Bignoniaceae) (Powell y Opler, 2009). Además, *Antirrhinum majus* L. (Plantaginaceae) (Singh y Cheema, 1984; Schaffers, 2009).

Los insecticidas orgánicos sintéticos son la principal táctica de control usada para su manejo alrededor del mundo; sin embargo, reportes señalan resultados no satisfactorios, por ello la necesidad de emplear la mayor cantidad de tácticas de control disponibles, encaminado hacia un manejo integrado del cultivo. Esto puede traer beneficios como reducción en las pérdidas por plagas, minimizar costos de producción y volver el cultivo ecológicamente sustentable (Karuppaiah, 2014). Se han desarrollado y propuesto diferentes tácticas de control de *A. catalaunalis*: prácticas culturales como prevención, fechas de siembra adecuadas, con base en las condiciones de clima y el arribo del gusano telarañero (Gebregergis *et al.*, 2018); uso de cultivares con tolerancia o resistencia a la plaga (Karuppaiah y Nadarajan, 2013; Saravanaraman *et al.*, 2017; Choudhary *et al.*, 2018). Anandh *et al.*, (2010) plantearon que la aplicación de bio-inoculantes (*Azospirillum*) induce resistencia al daño por la alimentación de insectos. Selvanarayanan (2013) sugirió que con el aumento en los niveles de fertilizantes a base de fósforo y potasio se obtienen resultados similares a los antes citados. Se reportó la liberación de una feromona sexual segregada por el macho, podría ser usada en el manejo de la plaga una vez que sea sintetizada y químicamente caracterizada (Narayanan y Nadarajan, 2005). Como parte del control biológico, hay reportes de abundantes enemigos naturales de *A. catalaunalis*, principalmente parasitoides de larva de Hymenoptera y Diptera, depredadores de huevo y larvas de Coleoptera, Hemiptera y Araneae, incluso un nemátodo parasítico de la familia Mermithidae (Hallman y Sanchez, 1982; Kumar y Goel, 1994; Egonyu *et al.*, 2009; Naveen *et al.*, 2019). Con posibilidades de emplear agentes de CB por aumento, un ectoparasitoide de larva de la familia Eulophidae (Tung *et al.*, 2012), y un ectoparasitoide gregario de la familia Braconidae (El-Basha, 2015; 2016). Kumar *et al.*, (2018) evaluaron la efectividad biológica de reguladores de crecimiento (Novaluron y Clorfluazuron), con resultados favorables para el control de gusano telarañero; otra alternativa son los extractos botánicos, su ventaja es la nula o baja acción contra la fauna benéfica de parasitoides y depredadores (Kumar *et al.*, 2012).

## LITERATURA CITADA

- Anandh, G. V., V. Selvanarayanan, and P. Tholkappian. 2010. Influence of arbuscular mycorrhizal fungi and bio-inoculants on host plant resistance *Antigastra catalaunalis* Duponchel in sesame *Sesamum indicum* Linn. *Journal of Biopesticides*. 3: 152–154.
- Baydar, H., R. Marquard, and I. Turgut. 1999. Pure line selection for improved yield, oil content and different fatty acid composition of sesame, *Sesamum indicum*. *Plant Breeding* 118(5): 462–464. <https://doi.org/10.1046/j.1439-0523.1999.00414.x>
- Bedigian, D. 2011. Cultivated sesame, and wild relatives in the genus *Sesamum* L. In: Bedigian D, editor. *Sesame: the genus Sesamum. Medicinal and Aromatic Plants - Industrial Profiles series*. Boca Raton, FL: CRC Press, Taylor & Francis Group. 33–77.
- Bedigian, D. 2015. Systematics and evolution in *Sesamum* L. (Pedaliaceae), part 1: Evidence regarding the origin of sesame and its closest relatives. *Webbia* 70(1): 1–42. <https://doi.org/10.1080/00837792.2014.968457>
- Bedigian, D., and J. R. Harlan. 1986. Evidence for cultivation of sesame in the ancient world. *Economic Botany*. 40(2): 137–154. <https://doi.org/10.1007/BF02859136>.
- Bhat, K. V., P. P. Babrekar, and S. Lakhanpaul. 1999. Study of genetic diversity in Indian and exotic sesame (*Sesamum indicum* L.) germplasm using random amplified polymorphic DNA (RAPD) markers. *Euphytica*. 110(1): 21–33. <https://doi.org/10.1023/A:1003724732323>.
- Carlsson, A. S., N. P. Chanana, S. Gudu, M. C. Suh, and B. A. Were. 2008. Sesame. In *Compendium of Transgenic Crop Plants*. pp. 227–246. <https://doi.org/10.1002/9781405181099.k0206>.
- Cheema, J. S., and G. Singh. 1987. Biology of sesame leaf webber and capsule borer, *Antigastra catalaunalis* (Duponchel) (Pyralidae: Lepidoptera) in Punjab. *Journal of Research, Punjab Agricultural University*. 24(1): 65–74.
- Choudhary, M. D., K. C. Kumawat, and M. K. Yadav. 2017. Bionomics of leaf and capsule borer, *Antigastra catalaunalis* (dup.) infesting sesame, *Sesamum indicum* (Linn.). *Journal of Pharmacognosy and Phytochemistry*. 6(4): 736–739.
- Choudhary, M. D., K. C. Kumawat, M. K. Yadav, and R. G. Samota. 2018. Host plant resistance in sesame genotypes to *Antigastra catalaunalis* Dup. *Journal of Entomology and Zoology Studies*. 6(1).
- Cobley, L. S. 1976. *An introduction to the botany of tropical crops*. 2nd Ed. Longman, London/NY.
- De Prins, J., and W. De Prins. 2021. *Afromoths*, online database of Afrotropical moth species (Lepidoptera). World Wide Web electronic publication ([www.afromoths.net](http://www.afromoths.net)) [February 2021].
- De Prins, W., and W. Veraghtert. 2006. *Antigastra catalaunalis*, a new species for the Belgian fauna (Lepidoptera: Crambidae). *Phegea* 34(4): 155–156.

- Egonyu, J. P., S. Kyamanywa, and C. K. Sekabembe. 2009. Natural enemies of sesame webworm and the effect of additive intercropping on its incidence in Uganda. *Journal of Applied Biosciences*. 18: 1019–1025. <https://www.cabdirect.org/cabdirect/abstract/20093228797>.
- El-Basha, N. 2015. Developmental and Reproductive Biology of the Ecto-larval Parasitoid *Bracon hebetor* Say (Hymenoptera: Braconidae) on Sesame Capsule Borer, *Antigastra catalaunalis* (Duponchel) (Lepidoptera-pyralidae). *Egyptian Academic Journal of Biological Sciences. A, Entomology*. 8(3): 69–78. <https://doi.org/10.21608/eajbsa.2015.12870>.
- El-Basha, N. 2016. Seasonal Occurrence of the Sesame Capsule Borer, *Antigastra catalaunalis* (Duponchel) and Parasitism Rate of the Ecto-larval Parasitoid *Bracon hebetor* Say in Sesame Plants at Ismailia. *Journal of Applied Plant Protection; Suez Canal University*. <https://doi.org/10.21608/japp.2016.7586>.
- Elleuch, M., D. Bedigian, and A. Zitoun. 2011. Sesame (*Sesamum indicum* L.) Seeds in Food, Nutrition, and Health. In *Nuts and Seeds in Health and Disease Prevention*. pp. 1029–1036. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-375688-6.10122-7>.
- Food and Agricultural Organization of the United Nations. 2019. FAOSTAT Database [www.fao.org/faostat/en/#data/QC](http://www.fao.org/faostat/en/#data/QC). (January 2021).
- Fuller, D. Q. 2003. Further evidence on the prehistory of Sesame. *Asian Agri-History*. 7(2): 127–137.
- Fuller, D. Q., and M. Madella. 2000. Issues in Harappan archaeobotany: retrospect and prospect, in S. Srttar & R. Korisettar (ed.). *Indian Archaeology in Retrospect 11: Pratohistory*. 90-317 New Delhi: Manohar.
- Gebregergis, Z., D. Assefa, and I. Fitwy. 2018. Sesame sowing date and insecticide application frequency to control sesame webworm *Antigastra catalaunalis* (Duponchel) in Humera, Northern Ethiopia. *Agriculture and Food Security*. 7(1): 1–9. <https://doi.org/10.1186/s40066-018-0190-4>.
- Geremedhin, Z., and F. Azerefegne. 2020. Infestation and Yield Losses Due to Sesame Webworm *Antigastra catalaunalis*, (Duponchel) on Different Sesame Varieties in Western Tigray, Northern Ethiopia. *Journal of Agriculture and Ecology Research International*. 21(3): 25–33. <https://doi.org/10.9734/jaeri/2020/v21i330134>.
- Gormley, I. C., D. Bedigian, and R. G. Olmstead. 2015. Phylogeny of pedaliaceae and martyniaceae and the placement of trapella in Plantaginaceae S. L. *Systematic Botany*. 40(1): 259–268. <https://doi.org/10.1600/036364415X686558>.
- Gupta, M. P., H. S. Rai, and S. K. Chaurasia. 2002. Incidence and Avoidable Loss due to Leaf Roller/Capsule Borer, *Antigastra catalaunalis* Dup. in Sesame. *Annals of Plant Protection Sciences*. 10(2): 202–206.
- Hallman, G. J., and G. G. Sanchez. 1982. Possibilities for biological control of *Antigastra catalaunalis* [Lep.: Pyralidae], a new pest of sesame in the western hemisphere. *Entomophaga*. 27(4): 425–429. <https://doi.org/10.1007/BF02372065>.

- INIFAP. 2017. Agenda Técnica Agrícola de Sinaloa. Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación.
- Karuppaiah, V. 2014. Eco-friendly Management of Leaf Webber and Capsule Borer (*Antigastra catalaunalis* Duponchel) Menace in Sesame. *Popular Kheti*. 2(2): 162–163.
- Karuppaiah, V., and L. Nadarajan. 2013. Host plant resistance against sesame leaf webber and capsule borer, *Antigastra catalaunalis* Duponchel (Pyraustidae: Lepidoptera). *African Journal of Agricultural Research*. 8(37): 4674–4680. <https://doi.org/10.5897/ajar12.1724>.
- Karuppaiah, V., L. Nadarajan, and K. Kumar. 2009. Mechanism of Resistance in Sesame genotypes to *Antigastra catalaunalis* Dup. *Annals of Plant Protection Sciences*. 17(2): 337–340.
- Kumar, R., P. Kumar, and W. Hasan. 2018. Effect of insect growth regulator, Novaluron and Chlorfluazuron on growth and development of *Antigartra catalaunalis* Duponchel International conference "Global Perspective in Agricultural and Applied Sciences for Food and Environmental Security (GAAFES-20. *Bulletin of Environment, Pharmacology and Life Sciences*. 7(12); 61–72. <https://www.researchgate.net/publication/340551495>.
- Kumar, R., S. Ali, and S. Kumar. 2012. Impact of Botanical Pesticides for the Management of *Antigastra catalaunalis* Dup. in *Sesamum indicum* L. *Molecular Entomology*. 3(1): 1-3. <https://doi.org/10.5376/me.2012.03.0001>.
- Kumar, S., and S. C. Goel. 1994. Record of a new larval parasitoid associated with *Antigastra catalaunalis* (Dup.) (Lepidoptera: Pyralidae). *Journal of the Bombay Natural History Society*. 91(2): 331.
- Laurentin, H., C. Pereira, and M. Sanabria. 2003. Phytochemical Characterization of Six Sesame (*Sesamum indicum* L.) Genotypes and Their Relationships with Resistance against the Sweetpotato Whitefly *Bemisia tabaci* Gennadius. *Agronomy Journal*. 95(6); 1577–1582. <https://doi.org/10.2134/agronj2003.1577>.
- Mabberley, D. J. 1987. *The plant book. A dictionary of higher plants*. Cambridge University Press, New York.
- Nanthakumar, G., K. N. Singh, and P. Vaidyanathan. 2000. Relationships between cultivated sesame (*Sesamum* sp.) and the wild relatives based on morphological characters, isozymes and RAPD markers. *Journal of Genetics & Breeding*. 54(1): 5–12.
- Narayanan, S., and Nadarajan, L. 2005. Evidence for a male-produced sex pheromone in sesame leaf webber, *Antigastra catalaunalis* Duponchel (Pyraustidae: Lepidoptera). *Current Science*. 88(4): 631-634.
- Naveen, B., S. Nadagouda, J. Ashoka, and B. Kariyanna. 2019. Natural enemies for sesame leaf Webber *Antigastra catalaunalis* (Duponchel.) (Lepidoptera: Pyralidae) on sesame. *Journal of Pharmacognosy and Phytochemistry*. 2: 257–259. <http://www.indianagristat.com>.
- Pandey, S., S. Yadav, and R. S. Jaglan. 2018. Biology of leaf webber and capsule borer, *Antigastra catalaunalis* (Duponchel) on sesame. *Journal of Entomology and Zoology Studies*. 6(1): 1731–1734.

- Pathak, K., S. W. Rahman, S. Bhagawati, and B. Gogoi. 2017. Sesame (*Sesamum indicum* L.), an underexploited oil seed crop: Current status, features and importance-A review. *Agricultural Reviews*. 38(3): 223–227. <https://doi.org/10.18805/ag.v38i03.8982>.
- Powell, J. A., and P. A. Opler. 2009. *Moths of Western North America*. University of California Press, Oakland, California, United States. 179.
- SIAP. 2019. Servicio de información Agroalimentaria y Pesquera. Anuario Estadístico de la Producción Agrícola. <http://www.gob.mx/siap> (Accesado 21/Enero/2021).
- Saravanaraman, M., V. Selvanarayanan, and K. Saravanan. 2016. Sesame webworm, *Antigastra catalaunalis* duponchel (Crambidae: Lepidoptera) survives on a new alternate host in Southern India. *International Journal of Entomology Research*. 1(7): 46–48.
- Saravanaraman, M., V. Selvanarayanan, and K. Saravanan. 2017. Reaction of Sesame (*Sesamum indicum* Linn.) Mutant Generations against Webworm, *Antigastra catalaunalis* Duponchel. *Advances in Entomology*. 5(1): 26–32. <https://doi.org/10.4236/ae.2017.51002>.
- Schaffers, J. 2009. Reconstruction of the origin of *Antigastra catalaunalis*, a new moth for the Dutch fauna (Lepidoptera: Crambidae). *Entomologische Berichten*. 69(2): 36–45.
- Selvanarayanan, V. 2013. Bio-inoculants to boost resistance in crop plants against insects: field success and struggles in India. *Bio-Inoculants to Boost Resistance in Crop Plants against Insects: Field Success and Struggles in India*. 89: 373–378.
- Simoglou, K. B., A. I. Anastasiades, J. Baixeras, and E. Roiditakis. 2017. First report of *Antigastra catalaunalis* on sesame in Greece. *Entomologia Hellenica*. 26(1): 6. <https://doi.org/10.12681/eh.14824>.
- Singh, G., J. S. Cheema. 1984. Alternate host of sesame shoot and leaf-webber *Antigastra catalaunalis* (Duponchel) in Punjab. *Journal of Research, Punjab Agricultural University*. 21 (4): 645-646. <https://www.cabdirect.org/cabdirect/abstract/19850527806>.
- Tung, P. T., D. T. Dung, and K. D. Long. 2012. Some bio-ecological characteristics of larval ectoparasitoid *Elasmus* sp. (Hym.: Eulophidae) on sesami leaf folder *Antigastra catalaunalis* (Dup.) (Lep.: Pyralidae) in Nghi loc, Nghe An. *J. Sci. Dev.* 9(1): 129–138.
- Uddin II, R., and A. Adesiyun. 2011. Insects associated with Bungu, *Ceratotheca sesamoides* Endl. (Pedaliaceae). in Ilorin, Nigeria. *Agriculture and Biology Journal of North America*. 2(6): 974–980. <https://doi.org/10.5251/abjna.2011.2.6.974.980>
- Weiss, E. A. 1983. *Oilseed crops*. London, UK.: Longman Group.

# **CAPÍTULO I. PRIMER REPORTE DEL GUSANO TELARAÑERO *ANTIGASTRA CATALAUNALIS* DUPONCHEL (LEPIDOPTERA: CRAMBIDAE) EN AJONJOLÍ EN EL NORTE DE SINALOA, MÉXICO**

## **1.1 RESUMEN**

El cultivo del ajonjolí, es uno de los más importantes para la obtención de aceite en el mundo. En México, el estado de Sinaloa es el productor principal. El cultivo se establece con el temporal de lluvias. Las prácticas agronómicas inadecuadas y el daño por insectos plaga, son los principales retos para su producción. Del 2010 a la fecha, se han registrado siniestros por efecto del gusano telarañero del ajonjolí. Por todo lo anterior y el desconocimiento de la identidad específica de esta plaga, el objetivo del presente estudio fue identificar la especie del insecto causante de dichos daños al cultivo de ajonjolí en el norte de Sinaloa. En ajonjolí, se recolectaron larvas y pupas de gusano telarañero, en el municipio Sinaloa; el material fue enviado al laboratorio de Control Biológico, Fitosanidad-Entomología y Acarología, Colegio de Postgraduados, Campus Montecillo, Texcoco, Estado de México. Se depositó en una jaula entomológica y ésta dentro de una cámara de cría, hasta la emergencia de adultos, que fueron conservados en alcohol etílico al 70% en viales de vidrio. La determinación de la especie se hizo mediante comparación de la estructura genital del macho por fotografías. Se empleó una preparación de referencia del Instituto de Biodiversidad y Biología Evolutiva, Universidad de Valencia, España; se obtuvo así la corroboración de la especie *Antigastra catalaunalis* (Duponchel, 1833) (Lepidoptera: Crambidae).

**Palabras clave:** *Antigastra catalaunalis*, Gusano telarañero del ajonjolí.

## 1.2. INTRODUCCIÓN

El ajonjolí o sésamo *Sesamum indicum* L. (Pedaliaceae), es una planta herbácea cuyo cultivo, originario de la India, está extendido por todo el mundo (Bhat *et al.*, 1999). Posee atributos de interés en la agricultura. Se adapta a condiciones tropicales secas y húmedas, se desarrolla con mínima irrigación o pocas lluvias, puede producir buenos rendimientos bajo altas temperaturas y sus semillas son ricas en proteínas y grasas insaturadas. La producción alrededor del mundo ha permanecido estable al paso de los años, solo en algunos países ha sido marginado; tal es el caso de México, donde la producción se obtiene principalmente de zonas serranas, en condiciones de temporal, productores con escasa maquinaria, pero con modernas tecnologías. Esto debido a la competencia con cultivos más remunerables, menor riesgo de pérdidas para los productores y una escasa investigación. En el año 2020, México registró un total de 84,671 ha sembradas. Los principales estados productores aportaron poco más del 70% de la superficie de siembra, con 40.71%, 21.03% y 12.30%, respectivamente (SIAP, 2019). En Sinaloa, principal estado productor, el cultivo se establece en primavera-verano, en condiciones de temporal, depende de las lluvias para su establecimiento y posterior desarrollo. Además de esto, el vigor y la producción también dependen de otros factores, como las plagas y las prácticas agronómicas. En la temporada de 2010, se siniestraron aproximadamente 6,000 ha de ajonjolí por daños principalmente del gusano telarañero, con reducciones del rendimiento de entre 100 y 400 Kg/ha, (Cortez Mondaca, Comunicación personal). La única especie reportada con ese nombre común en el noroeste de México es *Achyra* (=Loxostege) *rantalis* Guenée (Lepidoptera: Crambidae) (Pacheco, 1985).

En años posteriores ha provocado daños al cultivo, más severos en las temporadas con escasez de lluvias. Actualmente es la plaga principal del cultivo y una correcta identificación es necesaria para determinar sus posibles medidas de manejo. Otras plagas que afectan la producción en Sinaloa son: Mosquita blanca *Bemisia tabaci* Gennadius, la cual se presenta desde la emergencia del cultivo y ocasiona un daño directo al extraer savia de los tejidos de las plantas (Laurentin *et al.*, 2003). El complejo de chinches: *Lygus lineolaris* Palisot de Beauvois; chinche rápida *Creontiades* spp.; chinche verde apestosa *Nezara viridula* L. y conchuela café *Euschistus servus* Say, llegan al ajonjolí al inicio de la floración, ya que se alimentan de botones florales y cápsulas en formación, lo que provoca su caída o el avanamiento de las semillas. El gusano del fruto *Heliothis virescens* Fabricius, se alimenta principalmente de los botones florales y las cápsulas (INIFAP, 2017).

### 1.3. MATERIALES Y MÉTODOS

Se realizó una colecta de larvas grandes y pupas de gusano telarañero, en un predio de ajonjolí en el municipio Sinaloa (25°41'00"N, 108°13'54"W). Se obtuvieron 17 pupas y 15 larvas, fueron enviadas al laboratorio de Control Biológico, Posgrado en Fitosanidad-Entomología y Acarología, Colegio de Postgraduados (COLPOS), Campus Montecillo, Texcoco, Estado de México. Las larvas se mantuvieron en una jaula entomológica con tejido vegetal de ajonjolí como alimento, una vez que alcanzaron el estado de pupa, fueron separadas de la seda que las envuelve y puestas individualmente en cajas de Petri, al igual que las pupas. Todo el material, desde su arribo al COLPOS, permaneció dentro de una cámara de cría a 25°C y 49% de HR hasta la emergencia de adultos, fueron alrededor de 14 días para larvas y 8 días para pupas. Los adultos fueron conservados en alcohol etílico al 70% en viales de vidrio. La determinación de la especie se hizo mediante comparación de la estructura genital y el falo del macho por fotografías. Para ello, se separó el abdomen y se maceró en una disolución acuosa de hidróxido de potasio al 10%, en un tubo Eppendorf de 1.5 ml en un Termoblock modelo D1100, Labnet® International, Inc. (Edison, New Jersey, USA), a 80 °C durante 15 min. Una vez terminada la maceración, se llevó a cabo la separación del phallus (falo), del resto de la estructura genital y ambas se montaron con glicerol, con ayuda de un microscopio estereoscópico American Optical Corporation®, modelo 570 (Southbridge, Massachusetts, USA). Ya preparadas las estructuras, se tomaron imágenes con una cámara adaptada Canon EOS® Modelo 5D, (Ōta, Tokio, Japón), con ayuda de un microscopio compuesto Rossbach®, Modelo MG-11T (Ciudad de México, México). La estructura genital se comparó con preparaciones de referencia (Fig. 2) del Instituto de Biodiversidad y Biología Evolutiva en la Universidad de Valencia, España y con la literatura disponible (Hannemann, 1964). Las preparaciones quedaron depositadas en el laboratorio de Entomología del COLPOS para posteriores determinaciones.

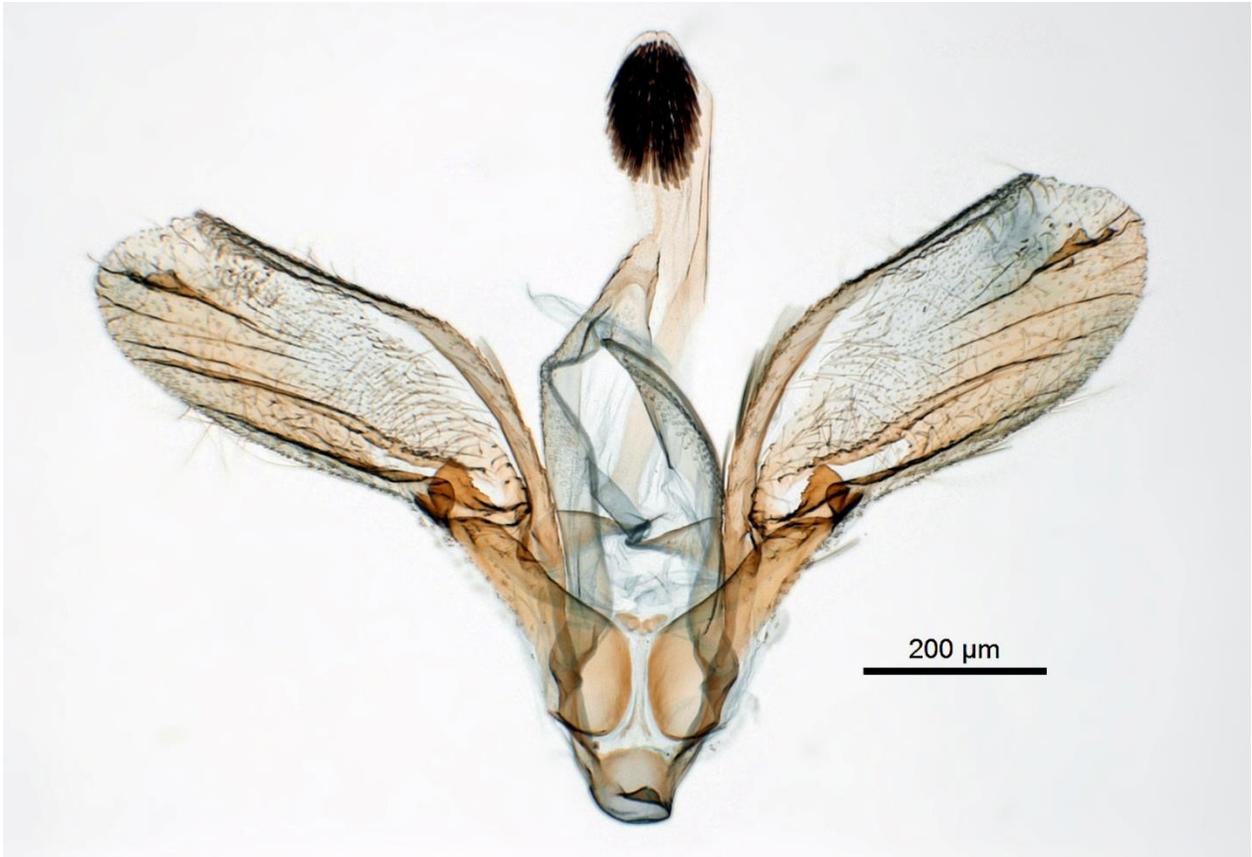
### 1.4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

La especie resultó *Antigastra catalaunalis* Duponchel (Lepidoptera: Crambidae), con orígenes en África y endémica de áreas tropicales y subtropicales (De Prins y De Prins, 2021); con presencia generalizada en la región mediterránea como España, Francia, Italia, Malta, Grecia y Chipre

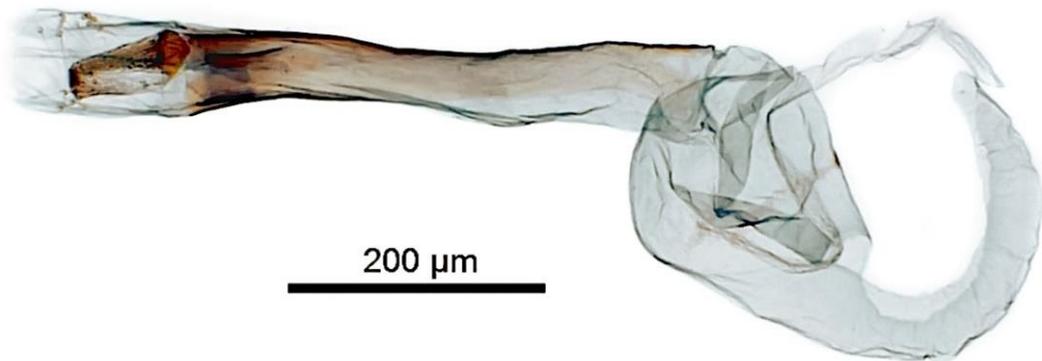
(Simoglou *et al.*, 2017). Actualmente se encuentra en todos los continentes, excepto la Antártida (Schaffers, 2009). Los datos morfológicos y biológicos corresponden bien a los descritos por (Hannemann, 1964; Parenti, 2000; Ahirwar *et al.*, 2010; Choudhary *et al.*, 2017; Simoglou *et al.*, 2017; Pandey *et al.*, 2018). Las palomillas macho son de 8 mm y las hembras de 12 mm (Fig. 1.4). Alas anteriores de coloración beige y venaciones con tonalidades cafés; alas posteriores son de color beige claro, con una mancha oscura de forma irregular (Fig. 1.4). Los huevos son de 0,41 mm, en forma arriñonada en vista dorsal y recién ovipositados son de color blanco (Fig. 1.5), próximos a la eclosión se tornan color oscuro. Las larvas en el primero, segundo y tercer instar son verde amarillento; al finalizar el estado de larva, cuarto y quinto instar son verde claro de cabeza oscura, de  $14.3 \pm 0.6$  mm, poseen cuatro hileras longitudinales de pináculos setigeros conspicuos (Fig. 1.6). La prepupa es color verde claro con ojos prominentes color café rojizo (Fig. 1.7), y la pupa es de tipo exarata color café (Fig. 8).



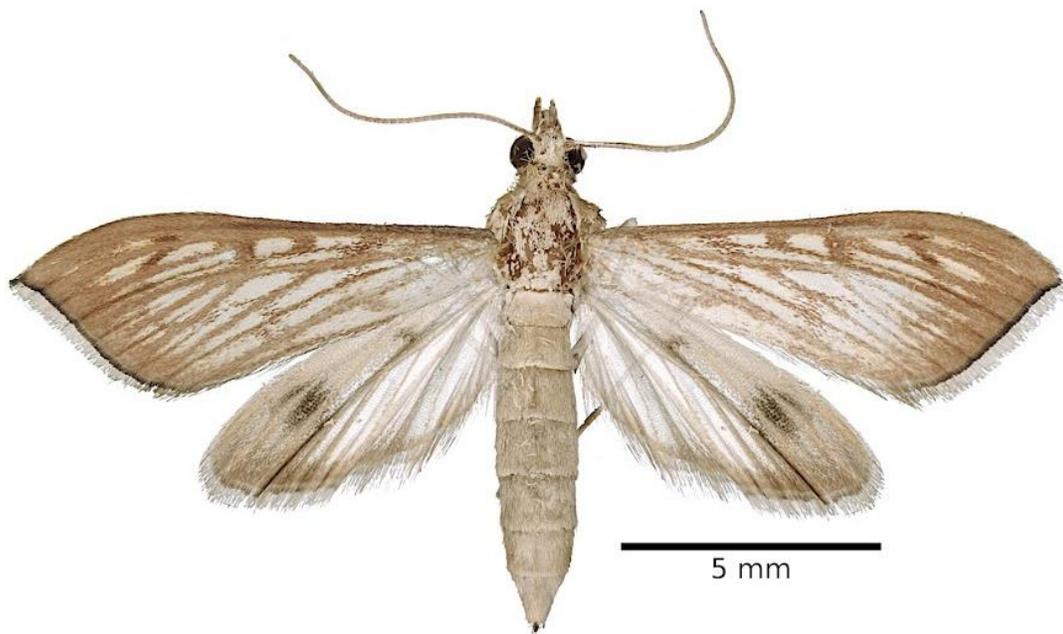
**Figura 1.1.** Genitalia (phallus separado) de *Antigastra catalaunalis* del norte de Sinaloa.



**Figura 1.2.** Genitalia de *Antigastra catalaunalis*, ejemplar de Grecia, (preparación ICBIBE GS3520).



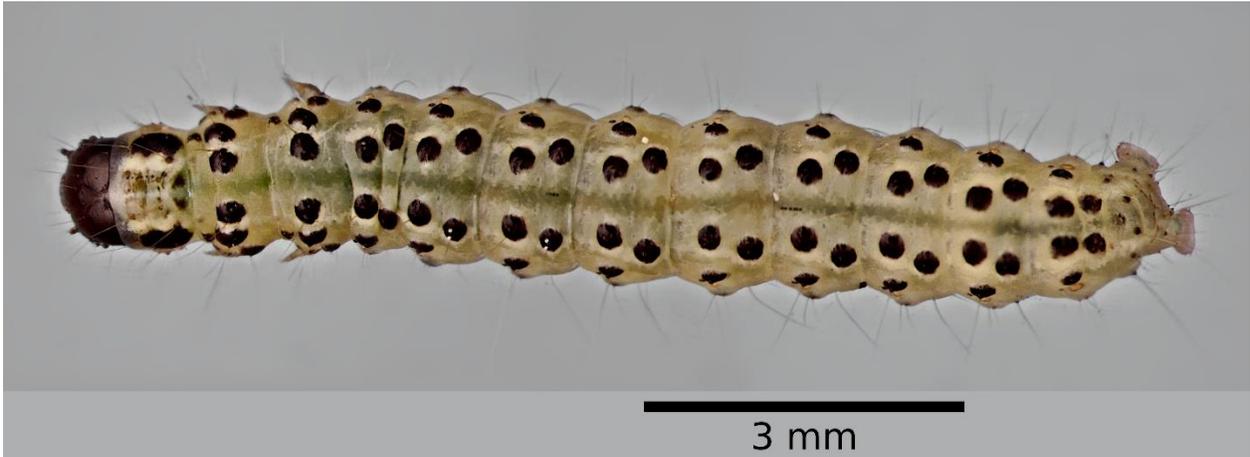
**Figura 1.3.** Phallus de *Antigastra catalaunalis*, ejemplar de Grecia (preparación ICBIBE GS3520).



**Figura 1.4.** Adulto de *Antigastra catalaunalis* del norte de Sinaloa.



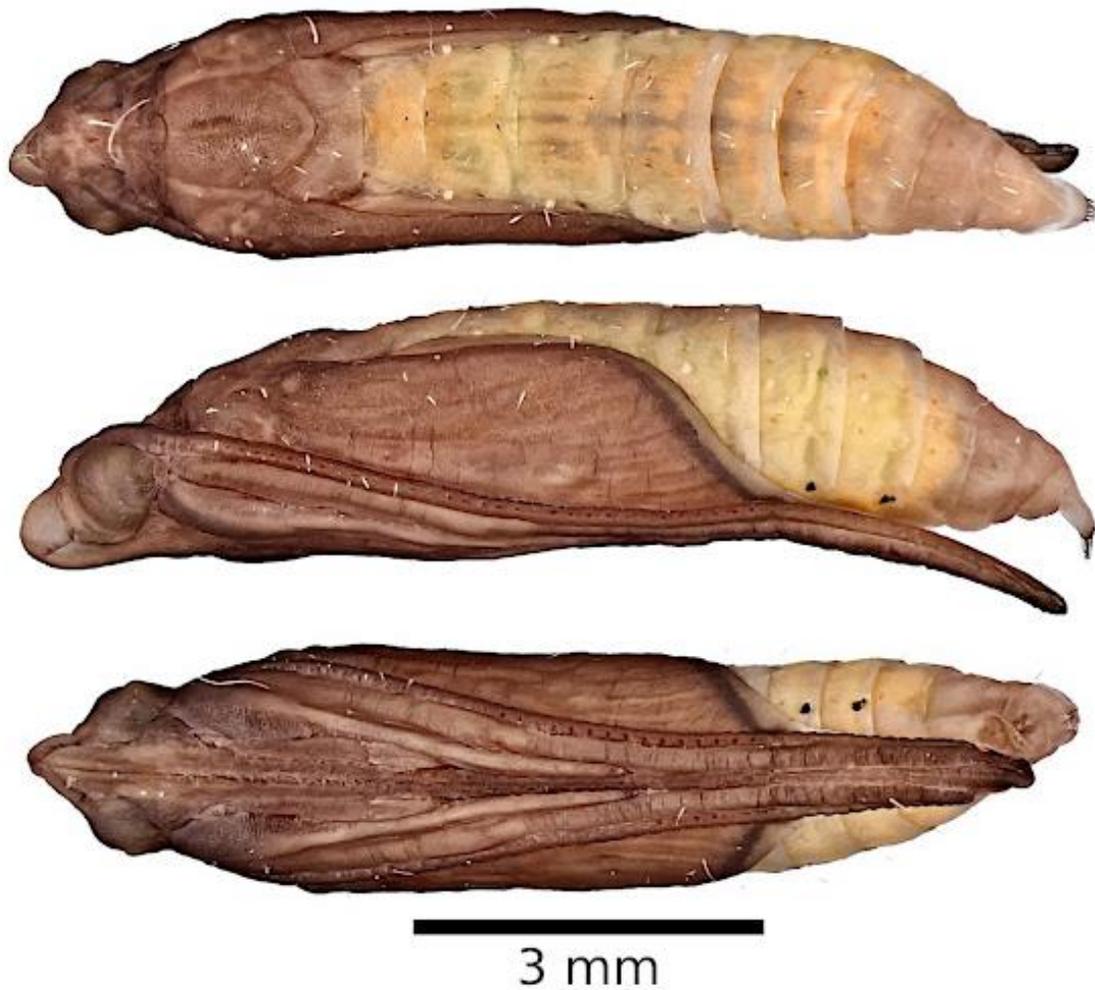
**Figura 1.5.** Huevos de *Antigastra catalaunalis*.



**Figura 1.6.** Larva de *Antigastra catalaunalis* de último instar.



**Figura 1.7.** Prepupa de *Antigastra catalaunalis*.



**Figura 1.8.** Pupa de *Antigastra catalaunalis*.

Posee hábitos crípticos, una elevada capacidad de reproducción y de alimentarse de cualquier parte de la planta, excepto de la raíz (Suliman *et al.*, 2013; Karuppaiah, 2014; Simoglou *et al.*, 2017; Pandey *et al.*, 2018); plaga clave del cultivo del ajonjolí (Narayanan y Nadarajan, 2005; Naveen *et al.*, 2019). La corroboración de la especie, es un paso básico encaminado a la definición de su manejo, para que los productores de ajonjolí de Sinaloa obtengan cosechas con menores pérdidas ocasionadas por este insecto. Por otro lado, el control de esta plaga está lejos de ser completamente efectivo. Además del control cultural (Suliman *et al.*, 2013; Simoglou *et al.*, 2017; Gebregergis *et al.*, 2018); se han estudiado insecticidas alternativos y sintéticos con elevada efectividad biológica (Karuppaiah, 2014; Suliman, 2015). Existe un buen número de enemigos naturales que pueden contribuir a su control biológico (Hallman y Sanchez, 1982; Karuppaiah

2014; Naveen *et al.*, 2019), aunque este aspecto no se ha estudiado en México. Se ha determinado resistencia vegetal por el mecanismo de no preferencia y antibiosis en genotipos de ajonjolí (Karuppaiah *et al.*, 2009), y se detectó una feromona sexual masculina que puede ser usada en un programa de monitoreo o su control, aunque su caracterización química y síntesis están pendientes (Narayanan y Nadarajan, 2005). El presente trabajo es el primer reporte formal de *A. catalaunalis* en ajonjolí en el norte de Sinaloa.

## 1.5. CONCLUSIONES

*Antigastra catalaunalis* Duponchel (Crambidae), es la especie que ataca el cultivo de ajonjolí en el norte de Sinaloa, también se presenta en todas las etapas fenológicas del cultivo, desde plántula, etapas vegetativas, floración y fructificación. Con poblaciones más elevadas y por ende daños más severos en temporadas donde se presentan lluvias escasas; el mal uso de insecticidas para el control de esta plaga es otro factor que permite su colonización en todas las zonas productoras de este cultivo en el estado.

## 1.6. LITERATURA CITADA

- Ahirwar, R. M., M. P. Gupta, and S. Banerjee. 2010. Bio-ecology of leaf roller/capsule borer *Antigastra catalaunalis* Duponchel. *Advances in Bio Research* 2010. 1(2): 90-104 <https://www.cabdirect.org/cabdirect/abstract/20113288477>.
- Bhat, K. V., P. P. Babrekar, and S. Lakhanpaul. 1999. Study of genetic diversity in Indian and exotic sesame (*Sesamum indicum* L.) germplasm using random amplified polymorphic DNA (RAPD) markers. *Euphytica* 110(1): 21–33. <https://doi.org/10.1023/A:1003724732323>.
- Choudhary, M. D., K. C. Kumawat, and M. K. Yadav. 2017. Bionomics of leaf and capsule borer, *Antigastra catalaunalis* (Dup.) infesting sesame, *Sesamum indicum* (Linn.). *Journal of Pharmacognosy and Phytochemistry*. 6(4): 736–739.
- De Prins, J., and W. De Prins. 2021. Afromoths, online database of Afrotropical moth species (Lepidoptera). World Wide Web electronic publication ([www.afromoths.net](http://www.afromoths.net)) [February 2021].
- Gebregergis, Z., D. Assefa, and I. Fitwy. 2018. Sesame sowing date and insecticide application frequency to control sesame webworm *Antigastra catalaunalis* (Duponchel) in Humera,

Northern Ethiopia. *Agriculture and Food Security*. 7(1): 1–9. <https://doi.org/10.1186/s40066-018-0190-4>.

Hallman, G. J., and G. G. Sanchez. 1982. Possibilities for biological control of *Antigastra catalaunalis* (Lep.: Pyralidae), a new pest of sesame in the western hemisphere. *Entomophaga*. 27(4): 425–429. <https://doi.org/10.1007/BF02372065>.

Hannemann, H. J. 1964. Kleinschmetterlinge oder Microlepidoptera. II. Die Wickler (s.l.) (Cochylidae und Carposinidae), die Zünslerartigen (Pyraloidea). *Die Tierwelt Deutschlands und der Angrenzenden Meeresteile*. Gustav Fisher, Jena. 403 pp.

INIFAP. 2017. *Agenda Técnica Agrícola de Sinaloa*. Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación.

Karuppaiah, V. 2014. Eco-friendly Management of Leaf Webber and Capsule Borer (*Antigastra catalaunalis* Duponchel) Menace in Sesame. *Popular Kheti*. 2(2): 162–163.

Karuppaiah, V., L. Nadarajan, and K. Kumar. 2009. Mechanism of Resistance in Sesame genotypes to *Antigastra catalaunalis* Dup. *Annals of Plant Protection Sciences*. 17(2): 337–340.

Laurentin, H., C. Pereira, and M. Sanabria. 2003. Phytochemical Characterization of Six Sesame (*Sesamum indicum* L.) Genotypes and Their Relationships with Resistance against the Sweetpotato Whitefly *Bemisia tabaci* Gennadius. *Agronomy Journal*. 95(6): 1577–1582. <https://doi.org/10.2134/agronj2003.1577>.

Narayanan, S., and Nadarajan, L. 2005. Evidence for a male-produced sex pheromone in sesame leaf webber, *Antigastra catalaunalis* Duponchel (Pyraustidae: Lepidoptera). *Current Science*. 88(4): 631-634.

Naveen, B., S. Nadagouda, J. Ashoka, and B. Kariyanna. 2019. Natural enemies for sesame leaf Webber *Antigastra catalaunalis* (Duponchel.) (Lepidoptera: Pyralidae) on sesame. *Journal of Pharmacognosy and Phytochemistry*. 2: 257–259. <http://www.indianagristat.com>.

Pacheco, M. F. 1985. *Plagas de los cultivos agrícolas en Sonora y Baja California*. SARH-INIFAP-CIANO-CAEVY. Libro Técnico No. 1. Cd. Obregón, Sonora, México. 414pp.

Pandey, S., S. Yadav, and R. S. Jaglan. 2018. Biology of leaf webber and capsule borer, *Antigastra catalaunalis* (Duponchel) on sesame. *Journal of Entomology and Zoology Studies*. 6(1): 1731–1734.

Parenti, U. 2000. *A Guide to the Microlepidoptera of Europe*. Guide I. Museo Regionale di Scienze Naturali, Torino. 426 pp.

SIAP (Servicio de información Agroalimentaria y Pesquera). 2019. *Anuario Estadístico de la Producción Agrícola*. <http://www.gob.mx/siap> (Enero 2021).

Schaffers, J. 2009. Reconstruction of the origin of *Antigastra catalaunalis*, a new moth for the Dutch fauna (Lepidoptera : Crambidae). *Entomologische Berichten* 69(2): 36–45.

- Simoglou, K. B., A. I. Anastasiades, J. Baixeras, and E. Roidakis. 2017. First report of *Antigastra catalaunalis* on sesame in Greece. *Entomologia Hellenica*. 26(1): 6. <https://doi.org/10.12681/eh.14824>.
- Suliman, E. N. H. 2015. *Antigastra catalaunalis* Duponchel (Lepidoptera: Pyralidae) on Sesame in Gedarif State, Sudan. Thesis of Doctor of Philosophy. Faculty of Agricultural Sciences. Faculty of Agricultural Sciences, University of Gezira. Gedarif State, Sudan. 176 pp.
- Suliman, N. H., H. H. Bashir, M. A. El Tom, O. H. Asad. 2013. Biology and webbing behavior of sesame webworm, *Antigastra catalaunalis* Duponchel (Lep.: Pyraustidae). *Glob. J. Med. Plant Res.* 1: 210-213.

## CAPÍTULO II. GUSANO TELARAÑERO DEL AJONJOLÍ *ANTIGASTRA CATALAUNALIS* DUPONCHEL Y SUS ENEMIGOS NATURALES EN EL NORTE DE SINALOA, MÉXICO

### 2.1 RESUMEN

*Antigastra catalaunalis* Duponchel, es la plaga de mayor importancia económica del cultivo de ajonjolí en Sinaloa. Con el objetivo de conocer su incidencia temporal y los factores bióticos y abióticos que regulan sus poblaciones, se realizaron estudios de campo en tres predios de ajonjolí, cada uno de 1.0 ha, bajo manejo agronómico propio del productor, ubicados en tres municipios del norte de Sinaloa, donde se concentra la mayor producción, los predios fueron los siguientes: El Carrizo, municipio del El Fuerte; Agua Fría, municipio de Sinaloa y El Salto, municipio de Mocorito. La fluctuación poblacional de esta plaga se estudió semanalmente, correspondiente al ciclo primavera-verano de 2020. La incidencia estacional por predio de esta plaga fue variada. En El Carrizo, se presentó el mayor pico poblacional en la última semana de agosto 2020, con un 59.5% de infestación de plantas, que coincidió con el inicio de la floración y formación de cápsulas, órganos preferidos como alimento por las larvas de *A. catalaunalis*; el segundo pico poblacional fue en la primera semana de octubre con 29.5% de infestación, que coincidió con el final de la floración, defoliación del cultivo y secado de cápsulas, por lo cual disminuyó el daño esta plaga. En el predio Agua Fría, sólo se presentó un pico poblacional en la primera semana de octubre al final de la floración, con 32.5% de infestación. En este predio se detectó actividad importante de algunos depredadores, en particular al Miridae zoofitófago *Nesidiocoris tenuis* Reuter y dos especies de arañas *Neoscona* sp. y *Mecaphesa* sp. En predio El Salto, el productor realizó dos aplicaciones de insecticida, a los 22 y 36 días después de la siembra, lo que posiblemente afectó el establecimiento de la fauna benéfica en el cultivo; como consecuencia, en la tercera semana de septiembre se presentó un pico poblacional del 100% de plantas infestadas de larvas de *A. catalaunalis*, esto provocó que el predio se considerara como siniestrado. Respecto al efecto de parámetros ambientales en la densidad poblacional de esta plaga, la temperatura mínima de uno de los predios resultó en una correlación negativa altamente significativa (-0.766\*) al 0.05% de probabilidad. Respecto a las estimaciones de las medias de parasitismo de larvas y pupas por predio, se considera el posible efecto negativo del control químico en los enemigos naturales de la plaga. En total se obtuvieron 229 individuos de parasitoides y depredadores, 7 y 13 especies, respectivamente. La mayor diversidad ocurrió en El Fuerte con 16 especies. La mayor abundancia en parasitoides y depredadores correspondió a *Habrobracon platynotae* Cushman y *Nesidiocoris tenuis* Reuter con 17 y 87 ejemplares colectados, respectivamente.

**Palabras clave:** Gusano telarañero del ajonjolí, parasitoides, depredadores.

## 2.2. INTRODUCCIÓN

El ajonjolí (*Sesamum indicum* Linneo) (Pedaliaceae), es una de las oleaginosas cultivadas con mayor antigüedad. Las semillas son ricas en aceite, proteínas, minerales y antioxidantes. Los países líderes en producción son: Sudán, China, Myanmar, India y Tanzania (FAOSTAT, 2019). En el año 2019, México produjo un total de 57, 811 ton de semilla de ajonjolí, de las cuales, Sinaloa aportó el 43.37% del total de la producción y como principal productor nacional (SIAP, 2019). El ajonjolí se cultiva en condiciones de temporal, aunque es necesario aprovechar al máximo la época de lluvias para obtener una buena cosecha. Las plagas son también un factor importante en la productividad del cultivo. El gusano telarañero del ajonjolí *Antigastra catalaunalis* Duponchel (Lepidoptera: Crambidae), es la plaga de mayor importancia, regularmente se presenta desde plántula hasta madurez del grano, se alimenta de todas las partes de la planta, excepto de raíces (Cheema y Singh, 1987; Ahirwar *et al.*, 2009; Saravanaraman *et al.*, 2017). Los daños pueden ser más severos en temporadas con escasez de lluvias y al iniciar la floración (Choudhary *et al.*, 2017a; Sarazú-Pillado *et al.*, 2020). La reducción del rendimiento de grano puede llegar a ser entre 6.2 al 43.1% (Gupta *et al.*, 2002), más del 50% (Simoglou *et al.*, 2017) y hasta un 63.93% (Rohilla y Singh, 1992). El umbral económico de daño para *A. catalaunalis* en ajonjolí se sugiere que sea de un 10% de plantas infestadas (Kumar y Goel, 1994; Ahuja, 1999).

Actualmente, el uso de insecticidas orgánicos sintéticos es el más empleado como táctica de control de *A. catalaunalis* (Sasikumar y Kumar, 2014). Sin embargo, es necesaria la implementación de tácticas ecológicamente sustentables, que afecten lo menos posible el medio ambiente, a la fauna benéfica presente en el cultivo como parasitoides y depredadores, además, que reduzcan los costos de producción (Kumar *et al.*, 2012a; Karuppaiah, 2014). El control biológico en cualquiera de sus variantes es un importante componente del manejo integrado de plagas. *Antigastra catalaunalis* tiene muchos enemigos naturales, como depredadores de los órdenes Araneae, Coleoptera, Hemiptera y Neuroptera (Jakhmola, 1983; Sasikumar y Kumar, 2012; Thangjam y Vastrad, 2018; Naveen *et al.*, 2019) (Cuadro 2.2). De los parasitoides documentados, aquellos que atacan las larvas son más abundantes, principalmente de las familias Ichneumonidae, Braconidae, Eulophidae (Hymenoptera) y Tachinidae (Diptera) (Robertson, 1973; Thung *et al.*, 2011; El Basha, 2015; Naveen *et al.*, 2019), mientras que los parasitoides que atacan las pupas pertenecen a Chalcididae (Hymenoptera) (Hallman y Sanchez, 1982; Din-Gurs y Husain, 1997). Como parasitoides de huevo de *A. catalaunalis* están reportados, en Uganda, *Telenomus thestor*

Nixon (Scelionidae) (Risbec, 1960); en India, *Trichogramma* sp. (Choudhary *et al.*, 1986), y *T. chilonis* Ishii (Choudhary *et al.*, 2017b), en liberaciones masivas, empleado como componente de un manejo integrado de esta plaga. En Colombia, de acuerdo con Hallman (1979), *T. pretiosum* Riley (Trichogrammatidae) (Cuadro 2.1), logró parasitar huevos de *A. catalaunalis* en condiciones de laboratorio, sin embargo no presentó éxito en campo, argumentó que posiblemente los adultos son repelidos por la densa y pegajosa pubescencia del follaje del ajonjolí. El Basha, (2016) reportó en Egipto, desde 20 al 41.7% de parasitismo por *Habrobracon hebetor* Say sobre larvas de *A. catalaunalis*, en condiciones de campo, mientras que en Tanzania, Robertson (1973) registró parasitismo combinado de 20.2% en las temporadas 1963-64, en condiciones de campo, donde los parasitoides fueron: *Charops* sp., *Pristomerus* sp. (Ichneumonidae), *Apanteles* sp. (Braconidae) y *Pseudoperichaeta laevis* Villeneuve (Tachinidae: Diptera); además de un himenóptero no identificado. También se han reportado microorganismos entomopatógenos como enemigos naturales de *A. catalaunalis*. Por ejemplo en India, de manera natural se encontró el Virus de la Poliedrosis Nuclear (Artropodofogales: Baculoviridae) y el hongo *Nomuraea rileyi* (Farlow) Samson (Hipocreales: Clavicipitaceae) (Thangjam y Vastrad, 2018); incluso algunos microorganismos son empleados comercialmente como insecticidas para el control de esta plaga, como *Beauveria bassiana* (Bals.) Vuillemin (Hipocreales: Clavicipitaceae), y *Bacillus thuringiensis* subsp. *kurstaki* (Bacillales: Bacillaceae) (Selvanarayanan y Baskaran, 1996; Choudhary *et al.*, 2017c) (Cuadro 2.3). Sin embargo, para México no hay estudios sobre los enemigos naturales asociados a esta plaga, debido posiblemente a que es una plaga de reciente introducción en la región (Sarazú-Pillado *et al.*, 2020). El objetivo principal de este trabajo fue determinar la incidencia temporal de *A. catalaunalis*; así como identificar la fauna benéfica, parasitoides y depredadores asociados a esta plaga en campos de ajonjolí, en Sinaloa, México.

**Cuadro 2.1.** Relación de parasitoides asociados a *Antigastra catalaunalis*.

<b>Orden, Familia, Especie</b>	<b>Distribución</b>	<b>Referencia</b>
Hymenoptera: Ichneumonidae		
<i>Charops</i> sp.	Tanzania	Robertson (1973)
<i>Trathala flavoorbitalis</i> Cameron	Asia, de India a Japón, sur de Australia y Hawái	Baskaran y Thangavelu (1990); (1991); Behera (2011); Choudhary <i>et al.</i> , (1986); Jakhmola (1983); Kalra (1986); (1989); Kumar y Goel (1994); Naveen <i>et al.</i> , (2019); Ramdas- Menon <i>et al.</i> , (1960)
<i>Eriborus</i> sp.	India	Jakhmola (1983); Naveen <i>et al.</i> , (2019); Ramakrishna (1927)
<i>Eriborus trochanteratus</i> Morley	India	Din-Gurs y Husain (1997)
<i>Horogenes</i> sp.	Pakistan	Mohyuddin (1981) (a)
<i>Pristomerus</i> sp.	Nigeria y Tanzania	Chadha (1974); Robertson (1973)
<i>Diadegma</i> sp.	India	Jakhmola (1983); Nair (1986); Patel and Bhalani (1989)
<i>Hemipimpla</i> sp.	Uganda	Egonyu <i>et al.</i> , (2009)
Hymenoptera: Braconidae		
<i>Habrobracon</i> (Microbracon) ( <i>Bracon</i> ) <i>hebetor</i> Say	Egipto, India, Cosmopolitan	El Basha (2015); (2016); Jakhmola (1983); Nair (1986); Naveen <i>et al.</i> , (2019); Negi <i>et</i> <i>al.</i> , (1944); Patel y Bhalani (1989)
<i>Habrobracon</i> (Bracon) <i>gelechia</i> Ashmead	India	Jakhmola (1983)
<i>Habrobracon</i> (Bracon) <i>kitcheneri</i> Dudgeon & Gough	India	Nair (1986); Patel and Bhalani (1989)
<i>Habrobracon</i> (Bracon) <i>brevicornis</i> Wesmael	Oeste y sur de África, Medio Oriente, India y Europa	Shenefelt (1978)
<i>Bracon</i> sp.	Colombia	Hallman y Sanchez (1982)
<i>Apanteles aethiopicus</i> Wilkinson	Oeste de África, Camerún y Somalia	Wilkinson (1932)
<i>Apanteles earterus</i> Wilkinson	Uganda	Greathead (1981) (b)
<i>Apanteles</i> sp.	India, Tanzania y Nigeria	Chadha (1974); Choudhary <i>et</i> <i>al.</i> , (1986); Kalra (1986); (1989); Kumar y Goel (1994); Robertson (1973)
<i>Agathis</i> sp.	India	Jakhmola (1983)
<i>Phanerotoma hendecasisella</i> Cameron	India, Egipto, Australia, Sri Lanka, Java y Myanmar	Bhatnagar y Davies (1979); Nair (1986); Patel y Bhalani (1989)

<b>Orden, Familia, Especie</b>	<b>Distribución</b>	<b>Referencia</b>
<i>Phanerotoma</i> sp.	India	Kumar y Goel (1994); Naveen <i>et al.</i> , (2019)
<i>Bassus</i> (Camptothlipsis) <i>antigastrae</i> Wilkinson	Sudán	Wilkinson (1931)
<i>Bassus</i> sp.	India	Naveen <i>et al.</i> , (2019)
<i>Chelonus</i> (Microchelonus) <i>curvimaculatus</i> Cameron	India, Sudán, Oeste y sur de África	Risbec (1950)
<i>Hormius</i> sp.	Senegal	Risbec (1960)
<i>Agathidinae</i> (Subfamilia)	India	Naveen <i>et al.</i> , (2019)
Hymenoptera: Chalcididae		
<i>Brachymeria</i> sp.	Colombia	Hallman y Sanchez (1982)
<i>Brachymeria nigricorporis</i> Husain & Agarwal	India	Din-Gurs y Husain (1997)
<i>Conura</i> sp. (Spilochalcis)	Colombia	Hallman y Sanchez (1982)
Hymenoptera: Eulophidae		
<i>Elasmus brevicornis</i> Gahan	India	Kalra (1989); Kumar y Goel (1994), Nair (1986); Patel y Bhalani (1989)
<i>Euplectrus</i> sp.	Colombia	Hallman y Sanchez (1982)
<i>Elasmus</i> sp.	Vietnam	Thung <i>et al.</i> , (2011)
<i>Tetrasticus</i> sp.	India	Din-Gurs y Husain (1997)
Hymenoptera: Trichogrammatidae		
<i>Trichogramma chilonis</i> Ishii	India	Choudhary <i>et al.</i> , (2017b)
<i>Trichogramma pretiosum</i> Riley	Colombia	Hallman (1979)
<i>Trichogramma</i> sp.	India	Choudhary <i>et al.</i> , (1986)
Hymenoptera: Scelionidae		
<i>Telenomus thestor</i> Nixon	Uganda	Risbec (1960)
Diptera: Tachinidae		
<i>Pseudoperichaeta laevis</i> Villeneuve	Tanzania	Robertson (1973)
<i>Cadurcia lucens</i> Villeneuve	Nigeria	Chadha (1974)
<i>Exorista ebneri</i> Villeneuve	Egipto, Sudán y Túnez	Risbec (1950)
<i>Zygobothria</i> sp.	India	Choudhary <i>et al.</i> , (1986)
<i>Tachina</i> sp.	Somalia	Risbec (1960)
Mermithida: Mermithidae		
<i>Mermis</i> sp.	India, Uganda	Egonyu <i>et al.</i> , (2009); Jakhmola (1983); Jakhmola y Yadav (1975); Nair (1986); Patel y Bhalani (1989); Patnaik y Das (1969); Prakash y Hussainy (1975)

(a) Mohyuddin AI (1981) Pers. comm., Commonw. Inst. Biol. Control, P.O. Box 8, Rawalpindi, Pakistan.

(b) Greathead DJ (1981) Pers. comm., Commonw. Inst. Biol. Control, Silwood Park, Ascot, Berks SL5 7PY, England. A hyperparasite of *A. earterus*, *Pediobius* near *nigripes* (Hym.: Eulophidae), was also reported.

**Cuadro 2.2.** Relación de depredadores asociados a *A. catalaunalis* en cultivo de ajonjolí.

<b>Orden, Familia y Especie</b>	<b>Distribución</b>	<b>Referencia</b>
Coleoptera: Coccinellidae		
<i>Cheilomenes sexmaculata</i> Fabricius	India	Thangjam y Vastrad (2018)
<i>Coccinella transversalis</i> F.	India	Thangjam y Vastrad (2018)
<i>Armonia octomaculata</i> F.	India	Thangjam y Vastrad (2018)
<i>Scymus</i> sp.	India	Thangjam y Vastrad (2018)
Sin identificar	India	Naveen <i>et al.</i> , (2019)
<i>Brumus</i> sp.	India	Choudhary <i>et al.</i> , (1986)
Cleridae		
<i>Tillus</i> sp.	India	Thangjam y Vastrad (2018)
Cantharidae		
Sin identificar	India	Thangjam y Vastrad (2018)
Staphylinidae		
Sin identificar	India	Choudhary <i>et al.</i> , (1986)
Hemiptera: Geocoridae		
<i>Geocoris</i> sp.	India	Thangjam y Vastrad (2018)
Reduviidae		
<i>Coranus</i> sp.	India	Thangjam y Vastrad (2018)
<i>Sycanus</i> sp.	India	Thangjam y Vastrad (2018)
<i>Cydnocoris</i> sp.	India	Thangjam y Vastrad (2018)
Pentatomidae		
Sin identificar	India	Choudhary <i>et al.</i> , (1986)
<i>Cantheconidea furcellata</i> Wolff	India	Jakhmola (1983)
Neuroptera: Hemerobiidae		
<i>Micromus</i> sp.	India	Thangjam y Vastrad (2018)
Chrysopidae		
<i>Chrysopa</i> sp.	India	Thangjam y Vastrad (2018)
<i>Chrysopa scelestis</i> Bank	India	Choudhary <i>et al.</i> , (1986)
Mantodea: Mantidae		
<i>Mantis religiosa</i> L.	India	Thangjam y Vastrad (2018)
Aranenae: Oxyopidae		
<i>Oxyopes</i> sp.	India	Thangjam y Vastrad (2018)
Sin identificar	India	Naveen <i>et al.</i> , (2019)
<i>Oxyopes javanus</i> Thorell	India	Sasikumar y Kumar (2012)
Salticidae		
<i>Salticus</i> sp.	India	Sasikumar y Kumar (2012)
Araneidae		
<i>Leucauge decorata</i> Blackwall	India	Sasikumar y Kumar (2012)
Hymenoptera: Formicidae		
<i>Acantholepis simplex</i> Forel	India	Choudhary <i>et al.</i> , (1986)

<b>Orden, Familia y Especie</b>	<b>Distribución</b>	<b>Referencia</b>
Vespidae		
<i>Polistes hebresus</i> F.	India	Choudhary <i>et al.</i> , (1986)
<i>Polistes chabraeus</i>	India	Din-Gurs y Husain (1997)
<i>Eumenes dimidiatopennis</i> Sauss	India	Din-Gurs y Husain (1997)

**Cuadro 2.3.** Relación de microorganismos entomopatógenos asociados a *A. catalaunalis* en cultivo de ajonjolí.

<b>Orden, Familia y Especie</b>	<b>Distribución</b>	<b>Referencia</b>
Artropodofogales:	India	Thangjam y Vastrad (2018)
Baculoviridae		
Virus de la Poliedrosis Nuclear		
Hipocreales: Clavicipitaceae	India	Choudhary <i>et al.</i> , (2017c); Thangjam y Vastrad (2018)
<i>Beauveria bassiana</i> (Farlow) Samson		
Bacillales: Bacillaceae	India	Choudhary <i>et al.</i> , (2017c); Selvanarayanan y Baskaran (1996)
<i>Bacillus thuringiensis</i> subsp. <i>kurstaki</i>		

## 2.3. MATERIALES Y MÉTODOS

### 2.3.1. Descripción de las áreas de estudio

Sinaloa se encuentra en la región noroeste de México, predomina el clima cálido semiseco, con temperatura media de 25°C y una precipitación anual de los 600 a 1,400 mm, principalmente en el sur del estado. El trabajo de campo se realizó en el norte del estado, durante la temporada primavera-verano 2020, en tres predios de ajonjolí de 1 ha cada uno, ubicados en los municipios de El Fuerte, predio El Carrizo (26°16'20"N, 108°54'49"O), con 50 msnm, Sinaloa, predio Agua Fría (25°44'9"N, 108°15'30"O), con 61 msnm y Mocorito, predio El Salto (25°29'50"N, 107°53'42"O), con 116 msnm, municipios en los que se concentra la mayor producción de ajonjolí del estado de Sinaloa. El estudio se realizó con el apoyo de productores cooperantes y el manejo agronómico al que fueron sometidos los predios, fue de acuerdo a la estrategia que cada productor empleó.

### **2.3.2. Manejo agronómico de los predios de ajonjolí**

Los tres predios estuvieron bajo condiciones de temporal con siembras sobre humedad residual. En El Carrizo, El Fuerte, se utilizó la variedad Pata de Gallo, la cual se sembró el 21 de julio de 2020, con 80 cm de distancia entre surcos y 17 plantas en promedio por metro lineal. La labor de cultivo se realizó con tractor a los 33 días después de la siembra para movimiento de suelo y eliminación de malezas, una aplicación aérea de insecticida a los 45 días contra el gusano telarañero, a razón de 500 ml de Clorpirifos + 300 ml de Lambda Cyalotrina/ha. El inicio de la floración fue a los 30 días después de la siembra y se terminó a los 70 días. Las plantas se cortaron para el secado el 24 de octubre y la cosecha se realizó el 12 de noviembre de 2020, con un rendimiento promedio de 850 kg/ha. En la plantación de Agua Fría, Sinaloa, se sembró la variedad Breve Doble, el 19 de julio de 2020, con 75 cm de distancia entre surcos y 17 plantas en promedio por metro lineal. La labor de cultivo se realizó a los 23 días después de la siembra para movimiento del suelo y eliminación de malezas, no se hicieron aplicaciones de insecticida en este predio. La floración inició a los 36 días después de la siembra y terminó a los 72 días, posteriormente se cortaron las plantas para el secado el 19 de octubre y se cosechó el 5 de noviembre de 2020. Tuvo un rendimiento promedio de 400 kg/ha con afectación por falta de lluvias, ya que en óptimas condiciones de esta variedad se obtiene en promedio un rendimiento de 850 kg/ha. En El Salto, Mocorito, se sembró la variedad Breve Doble el 21 de julio de 2020, con 75 cm de distancia entre surcos y 18 plantas en promedio por metro lineal. La labor de cultivo se realizó a los 25 días después de la siembra para movimiento de suelo y eliminación de malezas, además, se hicieron dos aplicaciones terrestres de insecticida con tractor contra *A. catalaunalis*, la primera a los 22 días después de la siembra, a razón de 500 ml/ha de Benzoato de Emamectina y la segunda misma dosis e ingrediente activo, a los 37 días después de la siembra. El 19 de septiembre el predio de cultivo El Salto se declaró como siniestrado, por lo que fue rastreado por el productor para hacer uso del suelo con siembra de garbanzo; al momento había en promedio 4.45 larvas de *A. catalaunalis* por planta y un daño severo en el ápice de la plantas.

### **2.3.3. Método de muestreo de *A. catalaunalis***

En los tres predios se realizaron muestreos semanales, los cuales se iniciaron 20 días después de la siembra, hasta la madurez y defoliación fisiológica del cultivo. La unidad de estudio consistió de una planta, para cada muestreo se observaron en total 200 plantas por predio y fecha. Con el

propósito de determinar la densidad poblacional de *A. catalaunalis*, el método de muestreo que se empleó fue secuencial. Las 200 plantas a revisar se definieron de la manera siguiente: se multiplicó el largo de una ha (100 m), por el número de surcos que contiene ésta en su parte ancha (100 m) (133 surcos, a 0.75cm de distancia entre surcos, un ejemplo), lo que resultó en los metros lineales con plantas que contiene una ha (13,300 m), después los metros lineales se dividieron en 200 (plantas a observar por muestreo), arrojó como resultado 66.5 m entre cada planta a observar. Para hacer el trabajo más operativo en campo, los recorridos se hicieron entre cuatro surcos y en aproximadamente cada 66 m (calculado en pasos) se seleccionaron cuatro plantas en búsqueda de larvas de *A. catalaunalis*, una por surco, dos a la izquierda y dos a la derecha. Las plantas fueron seleccionadas al azar en el punto de observación ( $\pm 1.0$  m de separación entre plantas). El inicio de los muestreos fue siempre en el mismo sentido de dirección, de izquierda a derecha de los predios. Los puntos de muestreo (50) se generaron con una tabla de números aleatorios, con la ayuda del programa Excel (Microsoft, versión 15.0.5353.1000, año 2013).

#### **2.3.4. Captura de datos de incidencia temporal de *A. catalaunalis***

De cada planta seleccionada se registró el número de larvas de *A. catalaunalis*, diferenciadas en tres categorías: larvas encontradas sobre hojas (L/H), larvas encontradas sobre botones y/o flores (L/B/F) y larvas encontradas sobre cápsulas (L/C). El porcentaje de plantas infestadas por larvas de *A. catalaunalis* por muestreo por predio se calculó con la ecuación siguiente:

$$\text{Infestación \%} = \frac{\text{Nº Plantas infestadas}}{\text{Nº Plantas observadas}} * 100$$

#### **2.3.5. Captura de parámetros ambientales**

Se capturó la temperatura y la humedad relativa con la ayuda de un registrador de datos HOBO Pro v2 temp/HR (Onset, Cape Cod, Massachusetts, USA), se instaló un equipo en cada uno los predios, configurados para capturar los parámetros ambientales cada 30 minutos, desde la siembra y hasta la madurez fisiológica del cultivo. Los datos de precipitación también fueron colectados individualmente por predio; para El Carrizo, El Fuerte, se usaron datos provenientes de una estación climatológica del Módulo de Riego No. 3, dependiente del Distrito de Riego 076 (Valle

del Carrizo, Sinaloa); para Agua Fría, municipio Sinaloa, se emplearon datos de precipitación capturados por una estación climatológica del Módulo I-1 Bamoá, dependiente del Distrito de Riego 063 (Guasave, Sinaloa); y para El salto, Mocorito, se implementaron datos de precipitación de una estación climatológica de la Subjefatura de Operación, DR 074 Mocorito, Organismo de Cuenca Pacífico Norte-CONAGUA (Guamúchil, Sinaloa). Dichos datos fueron solicitados a las instancias antes mencionadas para los fines de este estudio.

### **2.3.6. Análisis estadístico**

Los datos de incidencia temporal de *A. catalaunalis* de cada uno de los predios y los parámetros ambientales, como la temperatura media (Temp Me°C), mínima (Temp mín°C), máxima (Temp máx°C), humedad relativa (HR %) y precipitación (Prec mm), fueron sometidos a un análisis estadístico por el Coeficiente de Correlación de Spearman, mediante el Software R (R Core Team, Versión 3.6.2, Año 2021) y su Entorno de Desarrollo Integrado RStudio (R Core Team, Versión 1.4.11103, Año 2021). El propósito fue determinar la medida de asociación de la incidencia temporal de esta plaga con los parámetros ambientales.

Las gráficas presentadas en este estudio se realizaron mediante el Software Graphpad Prism 8 (GraphPad, versión 8.0.1.244), y los cuadros con el programa Word (Microsoft, versión 15.0.5345.1000, año 2013).

### **2.3.7. Parasitismo de *A. catalaunalis***

Para determinar el nivel de parasitismo de *A. catalaunalis* se empleó en cada predio el método cinco de oros, en cada punto se revisaron aproximadamente 100 plantas para recolectar las larvas de tamaño mediano a grande y pupas de *A. catalaunalis*; las larvas colectadas fueron depositadas en un recipiente de plástico con material vegetal como alimento y cubierto con tela organza; mientras que las pupas se colectaron con el tejido vegetal adherido por la seda para evitar algún daño.

Las larvas fueron colocadas individualmente en cajas de Petri (150 mm x 20 mm) con hojas de ajonjolí como alimento; las pupas fueron separadas del tejido vegetal y depositadas también individualmente en cajas de Petri. Este material se mantuvo a temperatura ambiente de  $29 \pm 4$  °C,  $85 \pm 5$  % HR y fotoperiodo de 12 h luz-oscuridad. El material se revisó diariamente para observar evidencias de parasitismo. Los parasitoides adultos emergidos se conservaron en tubos eppendorf

de 1.5 ml con alcohol etílico al 70% para su posterior determinación en el laboratorio de Control Biológico del COLPOS, Campus Montecillo. Para obtener el porcentaje de parasitismo se utilizó la fórmula siguiente:

$$\text{Parasitismo \%} = \frac{\text{Nº Larvas/pupas parasitadas}}{\text{Nº Larvas/pupas colectadas}} * 100$$

### **2.3.8. Colecta de fauna benéfica de parasitoides y depredadores asociados a *A. catalaunalis***

En cada fecha de muestreo adicionalmente se empleó una red entomológica de golpeo, con base en el método cinco de oros en cada predio y en cada punto se dieron 20 golpes de red. Los especímenes capturados fueron depositados en una bolsa ziploc, después se le agregó alcohol etílico al 70%. Este material fue separado y puesto en frascos de 20 ml con alcohol 70%, para posterior determinación en el laboratorio de Control Biológico del COLPOS, Campus Montecillo. Este muestreo con red se realizó durante seis semanas de finales de agosto a inicios de octubre 2020 en los predios de El Carrizo y Agua Fría; mientras que, en el Salto solo se realizó durante tres semanas debido al siniestro del predio (Cuadro 2.6).

### **2.3.9. Incidencia de telarañas de *Neoscona* sp. (Araneidae: Araneae) en ajonjolí en la zona norte de Sinaloa**

Semanalmente se procedió con un método de muestreo cinco de oros en cada predio, en cada uno de los cinco puntos se consideraron 10 m de surco, se registró el número de telarañas de *Neoscona* sp. Este procedimiento se realizó en cinco semanas en los predios de El Carrizo y Agua Fría; mientras que en El Salto solo se realizó en tres semanas debido al siniestro del predio.

### **2.3.10. Determinación de especies de parasitoides**

Los parasitoides fueron deshidratados en alcoholes graduales (80, 90 y 96%), para finalmente ser colocados por 24 h en acetato de amilo, antes de ser montados en triángulos de cartón. De cada una de las especies se tomaron fotografías de las estructuras diagnósticas (cabeza, antenas, alas, tórax, y abdomen) y habitus de los adultos con el empleo de un microscopio estereoscópico Carl Zeiss Discovery V20 (White Plains, NY, USA), con una cámara adaptada Canon EOS 5D Mark II (Ōta, Tokio, Japón). Para la edición de las imágenes se usó el programa GIMP (versión 2.10.24),

y procesadas mediante el programa Zerene Stacker (versión T2021). La especie de Bethyridae fue identificada mediante las claves de Evans (1978). Para el Braconidae se usaron las claves de Cushman (1914). El Ichneumonidae se identificó a especie con las claves de Dasch (1979) y Gauld (2000). Para la obtención del género del Perilampidae se usó la clave de Darling (1997); mientras que para los géneros de Chalcididae se usaron las claves de Boucek y Halstead (1997). Las identificaciones de especies fueron corroboradas por Enrique Ruiz Cancino (Ichneumonidae) y Juna María Coronado (Braconidae), de la Universidad Autónoma de Tamaulipas; Celso O. Azevedo (Bethyridae), de la Universidad Federal de Espírito Santo, Departamento de Ciencias Biológicas, Vitória, Espírito Santo, Brasil; asimismo, Marcelo T. Tavares investigador de la Institución antes mencionada, nos colaboró con la identificación de la especie de las avispa Chalcididae. Los ejemplares de referencia de los parasitoides y adultos de *A. catalaunalis* se depositaron en las Colecciones Entomológicas del Colegio de Postgraduados (CEAM) y del Instituto de Ecología Aplicada-Universidad Autónoma de Tamaulipas, Cd. Victoria, Tamaulipas, México (IEA-UAT).

### **2.3.11. Determinación de especies de depredadores**

De cada una de las especies de depredadores también se tomaron fotografías de los habitus de los adultos, entre otras características específicas, para ello se usó un microscopio estereoscópico Carl Zeiss Discovery V20 (White Plains, NY, USA), con una cámara adaptada Canon EOS 5D Mark II (Ōta, Tokio, Japón). Para la edición de las imágenes se usó el mismo procedimiento descrito para los parasitoides. Las especies de Coccinellidae se identificaron con base en las claves de Gordon (1985); para Chrysopidae se utilizó la clave de Brooks (1994), y para la obtención de los géneros de Araneae se usaron las claves de (Ubick *et al.*, 2017; World Spider Catalog, 2021). Las determinaciones específicas de los demás ejemplares capturados fueron hechas por especialistas: para el Miridae, Michael D. Schwartz, de Division of Invertebrate Zoology, Department of Entomology, American Museum of Natural History, Ottawa, Canadá; el Anthoridae fue por parte de Thomas J. Henry de Systematic Entomologic Laboratory, Agricultural Research Service, USDA, Smithsonian Institution, Washington, DC, USA; los ejemplares Reduviidae por Guanyang Zhang, de School of Life Sciences-ASU, Tempe, Arizona, USA. Mientras que el Carabidae fue identificado por Achille Casale, del Dipartimento di Scienze della Natura e del Territorio (Zoologia), Università di Sassari, Sassari, Italy. Los géneros de Araneae fueron

corroborados por Karen Paulina Solís Catalán. Los ejemplares de referencia de los depredadores fueron depositados en la colección entomológica del Colegio de Postgraduados (CEAM).

## **2.4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN**

### **2.4.1. Prevalencia de *A. catalaunalis* en ajonjolí en la zona norte de Sinaloa**

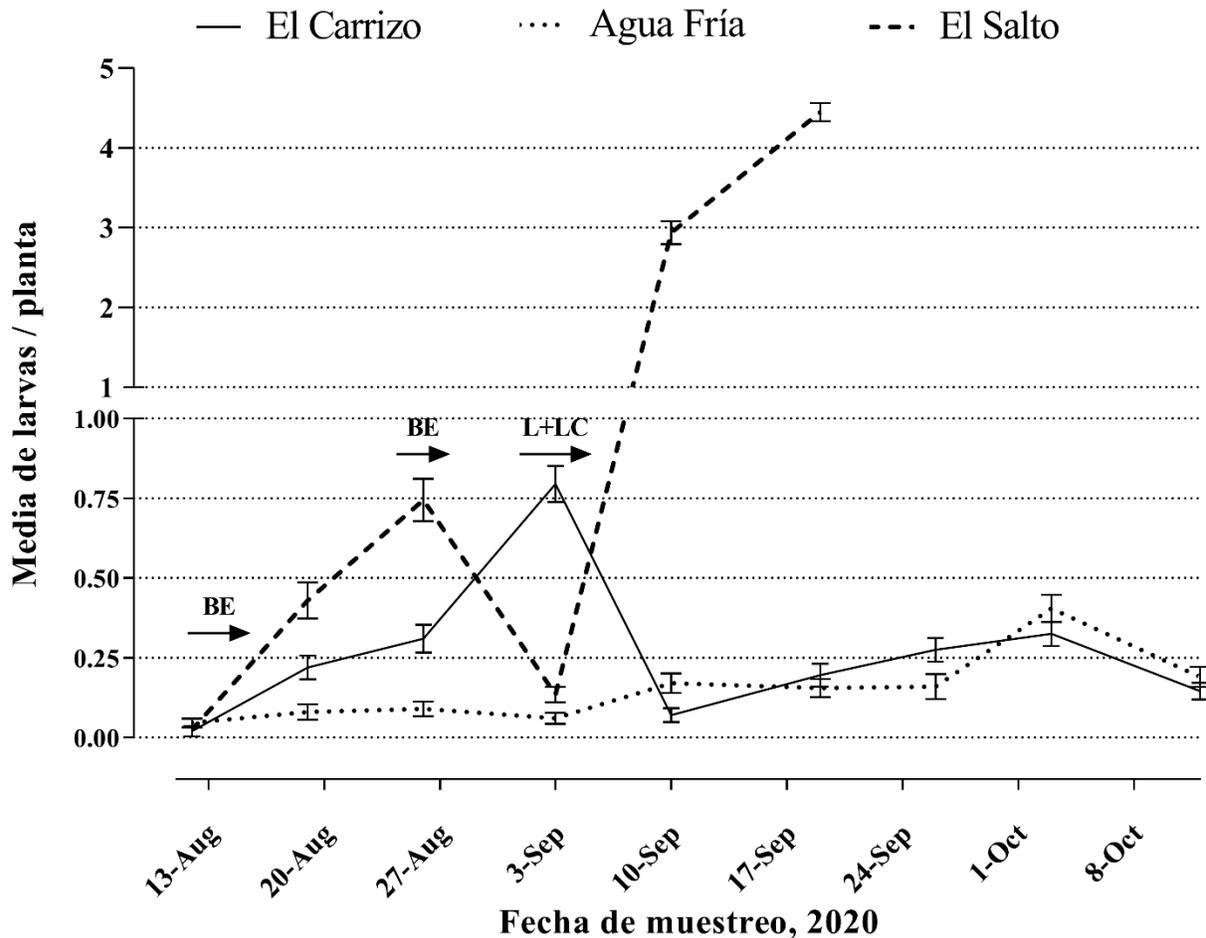
Los resultados de los muestreos revelan que *A. catalaunalis* es la especie que ataca al ajonjolí en el norte de Sinaloa, también se presenta en todas las etapas fenológicas del cultivo, desde plántula, etapas vegetativas, floración y fructificación. Similar a lo reportado por Zenawi *et al.* (2016a), que independientemente de la localidad, todos los predios de ajonjolí resultaron positivo a la presencia de *A. catalaunalis*.

### **2.4.2. Incidencia temporal de *A. catalaunalis* ± (EE) y su control químico**

La distribución estacional de esta plaga fue variada en los tres predios (Fig. 2.1), debido a la influencia de las aplicaciones de insecticidas, y posiblemente a la diversidad y abundancia de enemigos naturales en los cultivos (Cuadro 2.6 y 2.8). En El Carrizo se presentó el mayor pico poblacional en la última semana de agosto con una media de  $0.75 \pm 0.03$  larvas por planta; lo cual no es coincidencia, debido a que esta alza en la población de larvas de *A. catalaunalis*, sucedió simultáneamente con el inicio de la floración y la formación de cápsulas, estos órganos son el alimento preferido por las larvas de esta plaga, similar a lo reportado en otros estudios de esta plaga (Muzaffar, 2002; Ahirwar *et al.*, 2010; Zenawi *et al.*, 2016b). Al momento de este pico poblacional el productor realizó una aplicación aérea de insecticida, a razón de Clorpirifos + Lambda Cyalotrina 500+300 ml/ha. Por lo observado en campo, niveles superiores a este, supondría daños considerables por barrenación en cápsulas, y aún más importante, daños severos en el ápice de las plantas, lo cual provoca el atrofiado de los mismos, lo que evita el crecimiento y desarrollo de nuevos órganos; esto en concordancia con lo documentado por Sharma y Reddy (1983); Egonyu *et al.* (2009). El segundo pico poblacional sucedió en la primera semana de octubre con una media de  $0.32 \pm 0.03$  larvas por planta, esto con el final de la floración, defoliación del cultivo y secado de cápsulas, lo cual favoreció al cultivo contra el daño por barrenación de los frutos. En este predio se detectó una mejor actividad de parasitoides; sin embargo fue necesario una aplicación de

insecticidas.

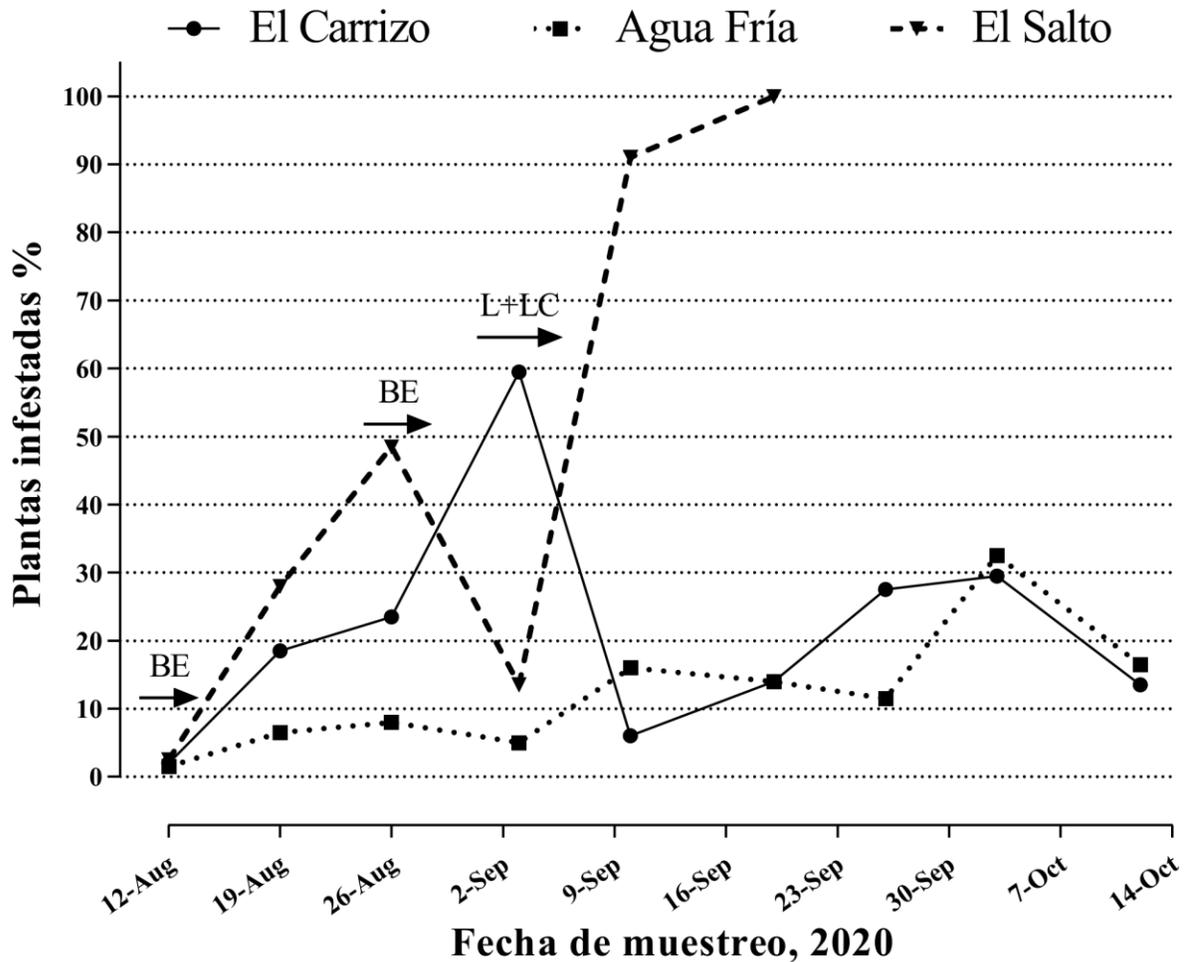
En el predio Agua Fría se presentó solo un pico poblacional en la primera semana de octubre con una media de  $0.40 \pm 0.04$  larvas por planta, esto al final de la floración. Predio en el que se detectó actividad de parasitoides y depredadores. En El Salto, el productor realizó dos aplicaciones de insecticida, 22 y 36 días después de la siembra, lo que afectó la presencia y el establecimiento de la fauna benéfica en el cultivo; como consecuencia en la tercera semana de septiembre se presentó un pico poblacional con una media de  $4.45 \pm 0.11$  larvas por planta, esto provocó que el predio se considerara como siniestrado. Además las siembras tardías en relación con el inicio del temporal de lluvias son otro factor que favorece las elevadas poblaciones de esta plaga (Zenawi *et al.*, 2016b).



**Figura 2.1.** Incidencia temporal de larvas de *A. catalaunalis*  $\pm$  (EE) y su control químico, en el ciclo P-V 2020 en tres municipios del norte de Sinaloa, México. (BE): Benzoato de Emamectina, aplicaciones en El Salto, Mocorito a razón de 500 ml/ha (13 y 27-Ago); (C+LC): Clorpirifos + Lamda Cyalotrina, 500+300 ml/ha (3-Sep), aplicación en El Carrizo, El Fuerte.

### 2.4.3. Porcentaje semanal de plantas infestadas por larvas de *A. catalaunalis*

Se presentan los resultados de posibles estrategias de manejo del cultivo de ajonjolí en el norte de Sinaloa (Fig. 2.2); para el caso del predio El Salto, uso intensivo de insecticidas, 22 y 36 días después de la siembra, período de mayor importancia para el establecimiento de la fauna benéfica de parasitoides y depredadores. Se aprecian los cambios bruscos en el incremento de larvas de *A. catalaunalis*, un pico poblacional del 48.5% de plantas infestadas al 25 de agosto; y antes del mes, el 18 de septiembre, el 100% de plantas infestadas por larvas de *A. catalaunalis*. Zenawi *et al.* (2016a) señalaron que es posible alcanzar infestaciones del 100% en plantas debido a las siembras tardías, esto con relación al inicio del temporal de lluvias. Aunado a esto, el inicio de la temporada de lluvias 2020 se demoró en comparación a otros años, además se presentaron lluvias escasas en transcurso de la misma; esto favoreció el incremento poblacional de *Antigastra catalaunalis* en etapas tempranas del cultivo, reportado también por Choudhary *et al.* (2017a). Incluso con un porcentaje bajo de plantas en floración aproximadamente el 15% de plantas, para cuando se alcanzó el total de plantas infestadas por larvas, con una acción mínima por parte de sus enemigos naturales en la regulación de sus poblaciones. La diversidad y abundancia baja de depredadores y parasitoides, así como también un nivel bajo de parasitismo en larvas y pupas en comparación a los predios El Carrizo y Agua Fría (Cuadros 2.6; 2.7 y 2.8). A pesar de que en El Carrizo se obtuvo el nivel más alto de parasitismo de larvas, fue necesario el empleo del control químico con el inicio de la floración, con un 59.5% de plantas infestadas; infestaciones similares en etapa de floración y fructificación fueron documentadas en otras investigaciones (El Basha, 2016; Zenawi *et al.*, 2016a). Por el contrario en el predio Agua Fría, la infestación de plantas se mantuvo por debajo del 20% de infestación hasta finales de septiembre, durante casi todo el período de floración, y gran parte de la etapa de fructificación; solo un pico poblacional del 32.5% de plantas infestadas por larvas, esto al cierre del cultivo, sin la necesidad de acciones de manejo. En este predio si se observó actividad de depredadores y de parasitoides, en particular la abundancia de *Mecaphesa* sp. y *Neoscona* sp. y sus telas de araña (Fig. 2.6).



**Figura 2.2.** Porcentaje semanal de plantas infestadas por larvas de *A. catalaunalis* y su control químico, en el ciclo P-V 2020 en tres municipios del norte de Sinaloa. (BE): Benzoato de Emamectina, aplicaciones en El Salto, Mocorito a razón de 500 ml/ha (10 y 26-Ago); (C+LC): Clorpirifos + Lambda Cyalotrina, 500+300 ml/ha (3-Sep), aplicación en El Carrizo, El Fuerte.

En el predio El Carrizo, El Fuerte, se hizo la primera y única aplicación de insecticidas 44 días después de la siembra, lo que favoreció la presencia y establecimiento de fauna benéfica, se presentó actividad de parasitoides, mayor que los depredadores; el pico poblacional alcanzó un 59.5% de plantas infestadas; menor a lo reportado por Zenawi *et al.* (2018), con un 84.07%. Con este manejo al que fue sometido el predio, sugiere la rentabilidad del cultivo, aún con una aplicación de insecticidas.

Lo contrario fue observado en El Salto, Mocorito, donde se hicieron dos aplicaciones en los primeros 36 días después de la siembra; lo que aumentó los costos de producción, y aún así se consideró el predio siniestrado el 19 de septiembre con un 100% de plantas infestadas (Cuadro

2.4); Zenawi *et al.* (2018) señalaron una infestación del 43.33%, de igual manera con dos aplicaciones de insecticidas. Esto sugiere el empleo de una mejor calendarización en el uso de aplicaciones de insecticidas.

Lo óptimo sería el manejo al que fue sometido el predio Agua Fría, Sinaloa, sin aplicación de insecticidas, con infestaciones por debajo del 20% hasta la última semana de septiembre; siendo una de las etapas críticas que beneficia las poblaciones elevadas de larvas de *A. catalaunalis*; por lo observado en los otros predios. Este predio sólo presentó un pico poblacional del 32.5% de infestación al cierre del cultivo, sin necesidad del control químico (Cuadro 2.4); Zenawi *et al.* (2018) documentaron hasta un 98.38% en condiciones de manejo similares; lo que sin duda sugiere la acción de la fauna benéfica encontrada en este predio.

Las condiciones ambientales fueron variadas para los tres predios, en las semanas en las que se presentaron los primeros picos poblacionales; El Carrizo, El Fuerte, Temp Me: 27.72°C, Temp máx.: 35°C y 92% de HR; El Salto, Mocorito, Temp Me: 30.59°C, Temp máx.: 40.05°C y 71.15% de HR. Mientras que para Agua Fría, Sinaloa, las condiciones fueron las siguientes, Temp Me: 28.89°C, Temp máx.: 36.2°C y 90.53% de HR. Los primeros picos poblacionales entre El Carrizo y El Salto variaron en  $\pm 7$  días; con una marcada variación en las condiciones ambientales. Esto sugiere una mayor influencia de factores bióticos en su fluctuación; bien por la amplia diversidad y abundancia de parasitoides y depredadores; lo cual concuerda con lo reportado por Thangjam y Vastrad (2018); Naveen *et al.* (2019).

**Cuadro 2.4.** Medias del porcentaje semanal de infestación  $\pm$  (EE) de larvas de *A. catalaunalis* en el ciclo P-V 2020 en tres municipios del norte de Sinaloa.

Fecha	El Fuerte	Sinaloa	Mocorito
12/08/2020	2 $\pm$ 0.001	1.5 $\pm$ 0.015	2.5 $\pm$ 0.019
19/08/2020	18.5 $\pm$ 0.002	6.5 $\pm$ 0.017	28 $\pm$ 0.032
26/08/2020	23.5 $\pm$ 0.002	8 $\pm$ 0.019	48.5 $\pm$ 0.035
03/09/2020	59.5 $\pm$ 0.002	5 $\pm$ 0.015	13.5 $\pm$ 0.024
10/09/2020	6 $\pm$ 0.01	16 $\pm$ 0.026	91 $\pm$ 0.020
19/09/2020	14 $\pm$ 0.002	14 $\pm$ 0.025	100 $\pm$ 0.000
26/09/2020	27.5 $\pm$ 0.002	11.5 $\pm$ 0.023	*
03/10/2020	29.5 $\pm$ 0.002	32.5 $\pm$ 0.033	*
12/10/2020	13.5 $\pm$ 0.002	16.5 $\pm$ 0.026	*
$\bar{X}$	21.56 $\pm$ 0.017 ab	12.39 $\pm$ 0.022 a	47.25 $\pm$ 0.014 b
C.V.	0.79	0.74	0.86

\*Siniestro del predio el 19/09/20

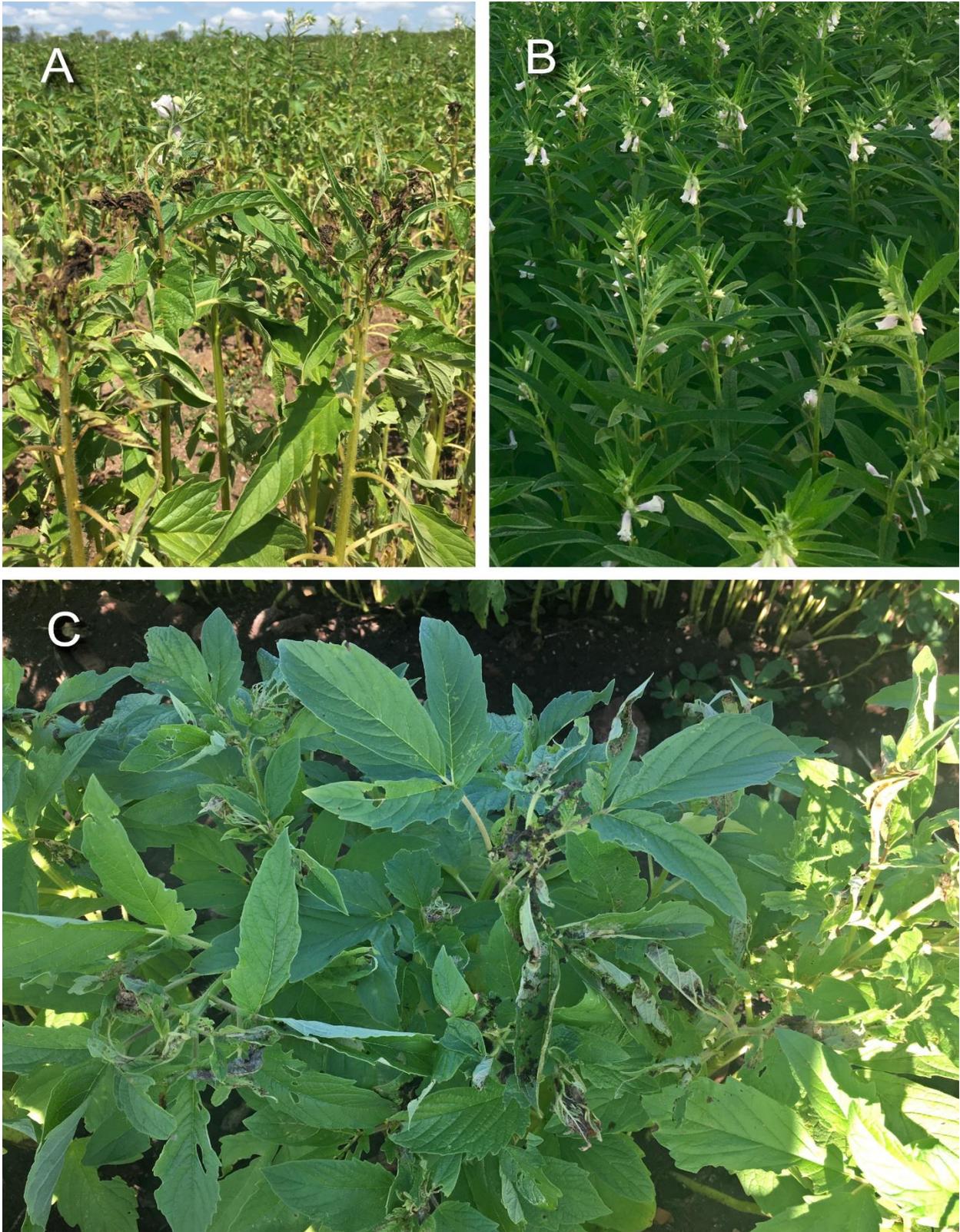
Medias seguidas de la misma letra no son estadísticamente diferentes ( $p < 0.05$ )

#### **2.4.4. Incidencia temporal de *A. catalaunalis* por etapa fenológica del cultivo de ajonjolí.**

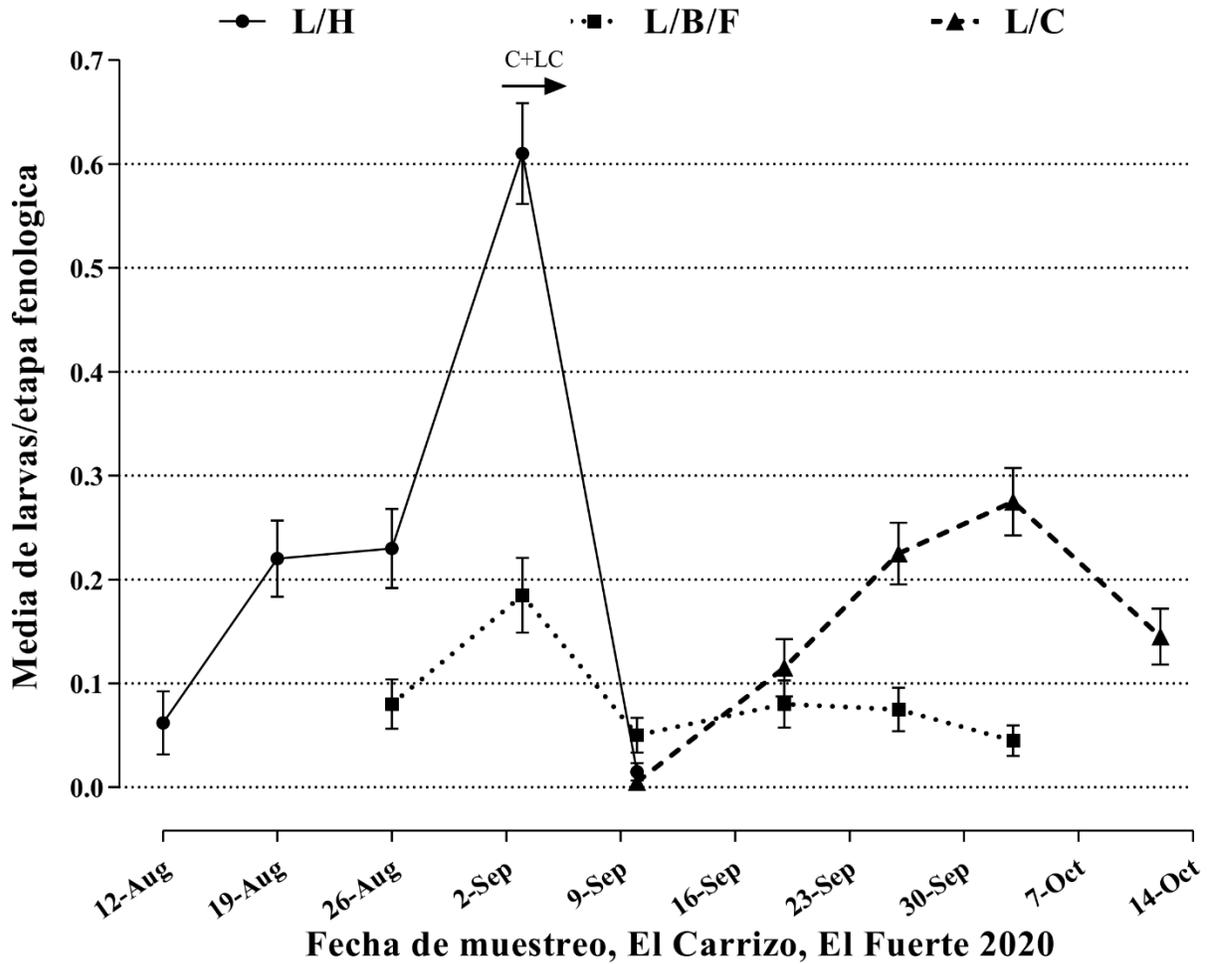
En el predio El Carrizo, El Fuerte, el primer muestreo se realizó 11 días después de la emergencia de la plántula; con registro de ocurrencia de larvas de *A. catalaunalis* desde la etapa vegetativa en la segunda semana de agosto, con una media de 0.02 larvas por planta (Fig. 2.4); con Temp Me de 30.02°C y 75.33 de HR; alcanzó su mayor pico poblacional en la primera semana de septiembre, con 0.61 larvas encontradas sobre el follaje, y 0.18 larvas en botones y/o flores; el alimento preferido por las larvas, al igual que cápsulas sin embargo para esta fecha apenas inicia la formación de frutos. Se presentaron cambios en las condiciones ambientales, Temp Me de 27.73°C y 92.80% de HR; favorecida la plaga por el cambio de temperatura; según lo reportado por Kumar y Goel (1994).

Por lo reportado en la literatura y lo observado en campo; las larvas de *A. catalaunalis* bien se pueden alimentar de los tejidos tiernos u órganos de fructificación de las plantas principalmente, en lo general sólo excluyen a las raíces como alimento; en el primero de los casos, afecta el crecimiento y desarrollo de las mismas, y en el segundo, afecta directamente la producción del cultivo (Sharma y Reddy 1983; Muzaffar, 2002; Egonyu *et al.* 2009; Ahirwar, et al 2010).

Se observó en El Carrizo que al momento del mayor pico poblacional de larvas, no eran abundantes aún los botones y flores, por lo que el daño estaba mayormente sobre las brotaciones de las plantas; por ello se acordó la aplicación de insecticida por parte del productor, ya que con una población mayor de larvas por planta se habría alcanzado una afectación mayor a lo que se presentó en este predio. Para el momento de la aplicación de insecticidas en El Carrizo, la mayoría de las larvas se encontraban alimentándose del ápice de las plantas; esto genera una severa afectación que evita el crecimiento y desarrollo (Fig. 2.4 y Fig. 2.3A y C). Cabe señalar que lo mencionado anteriormente no se encuentra con tal énfasis en la literatura revisada; sin embargo es importante considerarlo para evitar en lo posible los siniestros de predios completos.



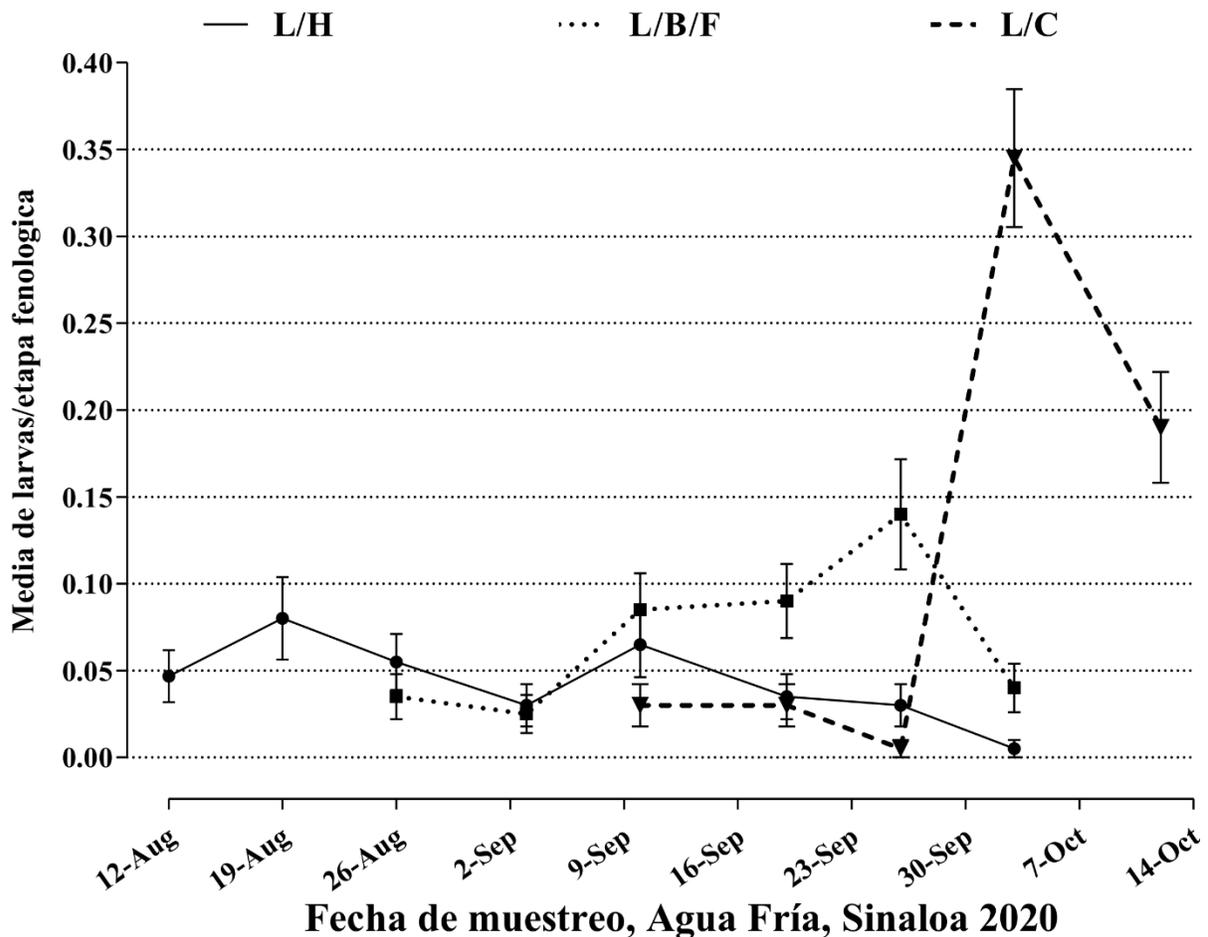
**Figura 2.3** A y C) predio El Salto, daño severo en el ápice de las plantas, **B)** predio Agua Fría



**Figura 2.4.** Incidencia temporal de larvas de *A. catalaunalis* por etapa fenológica del cultivo de ajonjolí ± (EE), en el ciclo P-V 2020 en El carrizo, El Fuerte. (L/H): Larvas alimentándose en hojas; (L/B/F): Larvas alimentándose en botones y/o flores; (L/C): Larvas alimentándose de cápsulas. (C+LC): Clorpirifos + Lamda Cyalotrina, 500+300 ml/ha (3-Sep), aplicación de insecticida.

En el predio Agua Fría, Sinaloa, se registró la ocurrencia de larvas desde el primer muestreo; sin embargo no hubo poblaciones elevadas de larvas de *A. catalaunalis* alimentándose del follaje; se presentó un pico poblacional en la última semana de septiembre con una media de 0.14 larvas alimentándose de botones y/o flores por planta, prácticamente al final de la floración. Y un pico poblacional de larvas en la primera semana de octubre con una media de 0.34 alimentándose de cápsulas al cierre del cultivo; con el inicio de la defoliación fisiológica y secado de los frutos, lo que en parte evitó un daño mayor al presentado por alimentación directa de las semillas. En Agua Fría no se hicieron aplicaciones de insecticida, y se presentó la menor incidencia de larvas de *A. catalaunalis* en comparación con los otros predios; mayor actividad de enemigos naturales,

particularmente de depredadores, entre ellos *Mecaphesa* sp. (Thomisidae), *Neoscona* sp. (Araneidae) y *Nesidiocoris tenuis* Reuter (Miridae) (Cuadro 2.8); similar a la fauna reportada en ajonjolí por Biwas *et al.* (2001); Sasikumar y Kumar (2012). La presencia de arañas y escarabajos Carabidae son usados como bioindicadores para determinar los niveles de perturbación antropogénica de los ecosistemas; en los tres predios se presentaron tres especies de arañas, y además un escarabajo sólo con presencia en El salto, Mocerito; con cercanía de un km del bosque subtropical caducifolio. Sin embargo, en Agua Fría fue donde se encontraron con mayor abundancia los arácnidos; beneficiado por la ausencia de insecticidas y además porque el predio se encuentra a una distancia de  $\pm 3.7$  km del bosque subtropical caducifolio, lo que posiblemente influye en la abundancia de fauna endémica de la región; que sería factible aprovechar en el manejo del cultivo de ajonjolí.

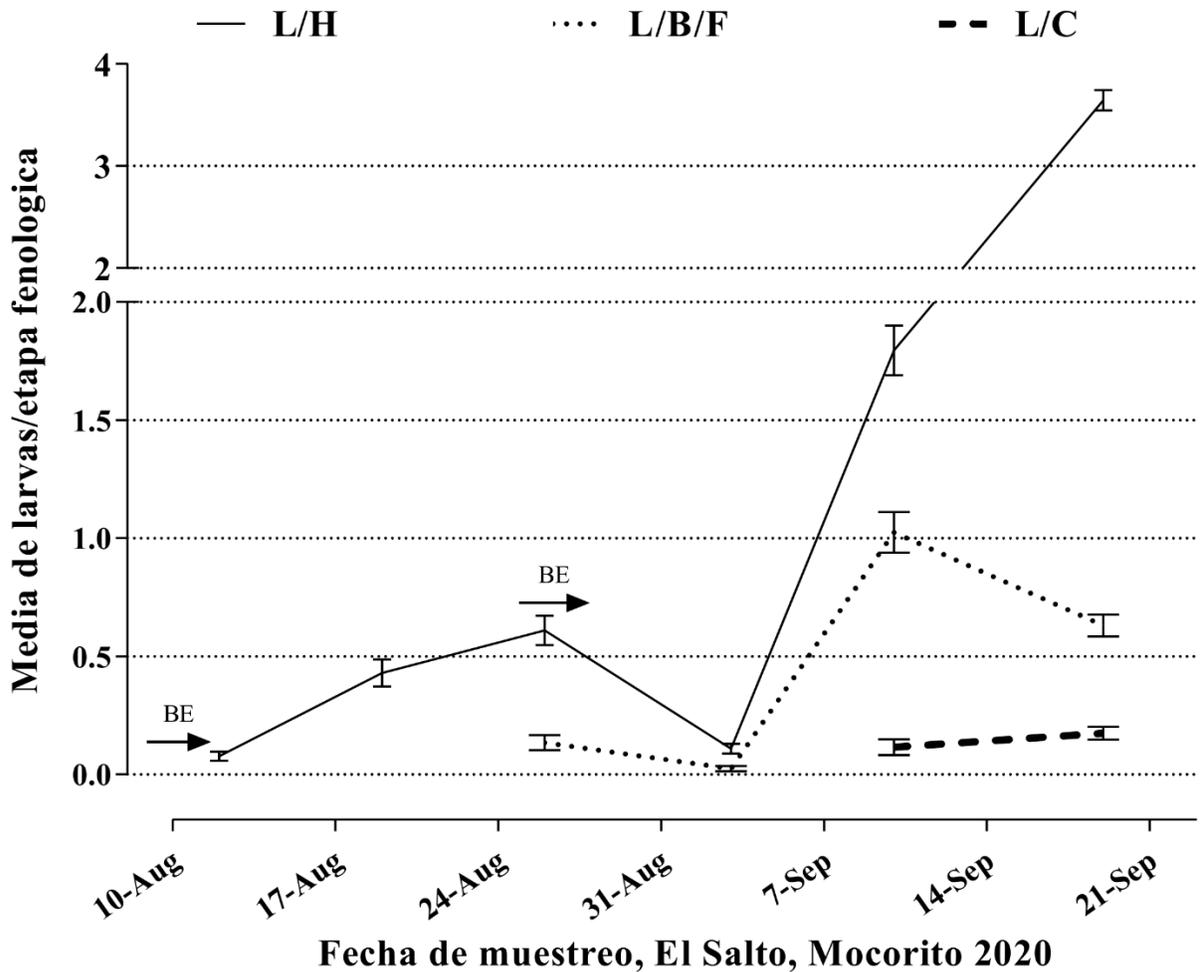


**Figura 2.5.** Incidencia temporal de larvas de *A. catalaunalis* por etapa fenológica del cultivo de ajonjolí  $\pm$  (EE), en el ciclo P-V 2020 en Agua Fría, Sinaloa. (L/H): Larvas alimentándose en hojas; (L/B/F): Larvas alimentándose en botones y/o flores; (L/C): Larvas alimentándose de cápsulas.

En El Salto, Mocorito, se registró la ocurrencia de larvas desde el primer muestreo 11 días después de la emergencia de la plántula. En este predio se presentó la mayor incidencia de larvas de *A. catalaunalis* a pesar de que se realizaron dos aplicaciones de insecticidas, 22 y 36 días después de la siembra (Fig. 2.6). En la última semana de agosto se presentó el primer pico poblacional con una media de 0.61 larvas encontradas sobre el follaje; para este momento ya era la segunda aplicación de insecticidas, algo no rentable para el cultivo, si se toma a consideración el periodo de tiempo que falta para alcanzar la cosecha. El segundo pico poblacional se presentó en la segunda semana de septiembre con una media de 1.79 larvas encontradas sobre el follaje y 1.02 larvas en botones y/o flores. En cuanto a las condiciones ambientales en la segunda y tercera semana de septiembre, hubo cambios favorables, según lo reportado por Kumar y Goel (1994); un aumento en la Temp Me y una reducción en la HR: de 25.95°C a 28.37°C, y de 97.61% de HR a un 85.18% de HR.

Además para finales de septiembre se presentó algo atípico; la densidad poblacional alcanzó una media de 3.64 larvas alimentándose del follaje; 0.65 larvas alimentándose sobre botones/flores; y 0.18 larvas en cápsulas, menor incidencia aún. A pesar de que el cultivo se encontró en una etapa avanzada, no presentó abundancia de flores y cápsulas en formación. Como se mencionó anteriormente, se debe al daño severo que puede ocasionar una elevada población de larvas de *A. catalaunalis* en el ápice de las plantas (Fig. 2.3). Cabe señalar que en la literatura revisada para este estudio no se hace tal énfasis de un comportamiento similar, con la severidad mostrada en el norte de Sinaloa; posiblemente se deba a la relativamente reciente introducción en la región. Sin embargo, se requieren más estudios para conocer mejor su comportamiento. Una de las ventajas para la producción de ajonjolí en el estado de Sinaloa, sería la diversa y abundante fauna benéfica de parasitoides y depredadores presentados en este estudio.

Zenawi *et al.* (2016a; 2018) reportaron una mayor infestación en la etapa de fructificación, seguido de la floración; lo cual afecta botones florales y cápsulas que serán reflejados en la producción del cultivo (Sharma y Reddy 1983; Muzaffar, 2002; Egonyu *et al.* 2009; Ahirwar, *et al.* 2010). Un manejo más adecuado de *Antigastra catalaunalis* sería similar a lo reportado por El Basha (2016); donde sugiere evitar los daños directos en las semillas por efecto de barrenación de las larvas. En este estudio se presentó algo similar en El Carrizo, con una aplicación de insecticidas en el primer pico poblacional de larvas alimentándose del follaje. Mientras que en el resto del ciclo del cultivo la población de la plaga se mantuvo en niveles bajos hasta el secado de las cápsulas.



**Figura 2.6.** Incidencia temporal de larvas de *A. catalaunalis* por etapa fenológica del cultivo de ajonjolí  $\pm$  (EE), en el ciclo P-V 2020 en El Salto, Mocorito. (L/H): Larvas alimentándose en hojas; (L/B/F): Larvas alimentándose en botones y/o flores; (L/C): Larvas alimentándose de cápsulas; (BE): Benzoato de Emamectina, a razón de 500 ml/ha (10 y 26-Ago).

#### 2.4.5. Correlación de la incidencia temporal de *A. catalaunalis* con parámetros ambientales

La correlación entre la fluctuación poblacional de larvas de *A. catalaunalis* y las condiciones predominantes de clima por predio, revelaron que la Temp min ( $^{\circ}$ C) ( $r=-0.766$ ), y Prec (mm) ( $r=-0.461$ ) del predio El Salto, tuvieron una correlación negativa significativa, y correlación negativa moderada, con la incidencia de la plaga, respectivamente, mientras que para el predio Agua Fría, la Temp max ( $^{\circ}$ C) ( $r=-0.428$ ), y Prec (mm) ( $r=-0.428$ ), presentaron una correlación negativa moderada con la incidencia de la plaga (Cuadro 2.5). Kumar *et al.*, (2012b) encontraron un resultado similar en un estudio realizado en India; correlación negativa significativa entre la incidencia de *A. catalaunalis* y la Temperatura máxima ( $^{\circ}$ C). Asimismo, el resultado obtenido en

este estudio sobre correlación negativa moderada entre incidencia de la plaga con la Precipitación (mm), coincide con lo reportado en otras investigaciones (Ahuja, 1999; Reddy, 1996; Mishra *et al.*, 2015; Yalawar *et al.*, 2020).

**Cuadro 2.5.** Coeficiente de Correlación de Spearman entre incidencia temporal y parámetros ambientales, en el ciclo P-V 2020 en tres municipios del norte de Sinaloa.

Parámetros ambientales	Predios		
	Coeficiente de correlación		
	El Fuerte	Sinaloa	Mocorito
Temp me (C°)	-0.016	-0.014	-0.02
Temp min (C°)	0.3	-0.231	-0.766*
Temp max (C°)	0.033	-0.428	0.366
HR (%)	0.233	0.314	0.333
Prec (mm)	0.069	-0.428	-0.461

\*Indica alta significancia al 0.05% de probabilidad. Temperatura mediana=Temp Me, Temperatura mínima=Temp min, Temperatura máxima=Temp max, Humedad relativa=HR, Precipitación=Prec

#### 2.4.6. Parasitismo de larvas y pupas de *A. catalaunalis*

Se realizaron siete colectas en total entre los tres predios, El Carrizo, El fuerte, Agua Fría, Sinaloa y El salto, Mocorito, de las cuales se obtuvieron un total de 89 parasitoides; tres especies emergieron de larvas y cuatro de pupas. La mayor cantidad y diversidad de parasitoides ocurrió en El Fuerte y Sinaloa con seis especies; mientras que en el municipio Mocorito se colectaron cuatro especies. La mayor abundancia de parasitoides correspondió a *Habrobracon platynotae* Cushman con 46 ejemplares y de *Perilampus* sp. sólo se colectó un ejemplar (Cuadro 2.6). La abundancia del Braconidae concuerda a lo reportado en estudios realizados en África, medio oriente e India; sobre la destacada actividad de avispa del género *Habrobracon* como parasitoides de larvas de *A. catalaunalis*: *H. hebetor* Say, *H. gelechia* Ashmead, *H. kitcheneri* Dudgeon & Gough y *H. brevicornis* Wesmael (Braconidae) (Negi *et al.*, 1944; Shenefelt, 1978; Jakhmola, 1983; Nair, 1986; Patel y Bhalani, 1989; Naveen *et al.*, 2019) (Cuadro 2.1).

El mejor desempeño de los parasitoides de larva sucedió en El Carrizo con una media de  $11.95 \pm 4.26$  larvas parasitadas por muestreo (Cuadro 2.7); esto a pesar de que se realizó una aplicación de insecticidas. Los parasitoides con mayor abundancia fueron *Habrobracon platynotae* Cushman y *Goniozus punctaticeps* Kieffer (Cuadro 2.6). En cuanto al desempeño de los parasitoides de larva en Agua Fría, sería fácil suponer una mayor actividad, esto debido a la ausencia de insecticidas, sin embargo no fue así; posiblemente haya influido la elevada incidencia

de *Neoscona* sp. (Araneidae) y sus telarañas en ello, además de una menor incidencia de larvas de *A. catalaunalis* en este predio (Fig. 2.7).

Los parasitoides obtenidos de pupas registraron un mayor parasitismo en Agua Fría con una media de  $8.97 \pm 4.89$  pupas parasitadas por muestreo (Cuadro 2.7), el parasitoide con mayor abundancia fue *Conura maculata* Fabricius. El predio El Salto registró los niveles más bajos de parasitismo tanto en larvas como en pupas, esto por el efecto negativo que ejercen los insecticidas en el establecimiento la fauna benéfica en el cultivo. No hay evidencia suficiente que sugiera una diferencia estadística entre las medias evaluadas. En cuanto a los resultados de parasitismo reportados en este estudio, se aproximan a lo documentado por Robertson (1973) de parasitismo combinado de varias especies de Himenópteros y un Díptero del 20.2% de larvas, esto en Tanzania; mientras que El Basha (2016) señaló del 20 al 41.7% de larvas parasitadas por acción de *Habrobracon hebetor* Say solamente, en Egipto.

**Cuadro 2.6.** Relación de parasitoides colectados en estimaciones de parasitismo de *A. catalaunalis*, en el ciclo P-V 2020 en tres municipios del norte de Sinaloa, México.

<b>Predio</b>	<b>Fecha de colecta</b>	<b>Especie de parasitoide</b>	<b># de individuos</b>
El Carrizo	19/08/2020	<i>Goniozus punctaticeps</i>	(1) 6
		<i>Habrobracon platynotae</i>	(3) 11
		<i>Eiphosoma dentator</i>	1
		<i>Conura side</i>	1
		<i>Conura maculata</i>	2
El Carrizo	26/09/2020	<i>Goniozus punctaticeps</i>	(1) 5
		<i>Habrobracon platynotae</i>	(2) 8
		<i>Conura maculata</i>	2
		<i>Brachymeria annulata</i>	1
El Salto	22/08/2020	Sin colecta	Sin colecta
El Salto	11/09/2020	<i>Habrobracon platynotae</i>	(2) 10
		<i>Eiphosoma dentator</i>	2
		<i>Brachymeria annulata</i>	2
		<i>Perilampus sp.</i>	1
Agua Fría	21/08/2020	<i>Habrobracon platynotae</i>	(1) 4
		<i>Eiphosoma dentator</i>	1
		<i>Conura side</i>	1
		<i>Brachymeria annulata</i>	1
Agua Fría	12/09/2020	<i>Habrobracon platynotae</i>	(2) 6
		<i>Goniozus punctaticeps</i>	(1) 4
		<i>Eiphosoma dentator</i>	1
		<i>Conura maculata</i>	1
Agua Fría	27/09/2020	<i>Habrobracon platynotae</i>	(2) 7
		<i>Goniozus punctaticeps</i>	(1) 5
		<i>Conura maculata</i>	3
		<i>Conura side</i>	1
		<i>Brachymeria annulata</i>	2

Entre paréntesis se anota el número de larvas de *A. catalaunalis* parasitadas.

**Cuadro 2.7.** Relación de porcentajes de parasitismo  $\pm$  (EE) de *A. catalaunalis*, en el ciclo P-V 2020 en tres municipios del norte de Sinaloa, México.

<b>Predio</b>	<b>Fecha de muestreo</b>	<b>Parasitismo %</b>		<b><math>\bar{X} \pm</math> (EE)</b>	
		<b>Larvas</b>	<b>Pupas</b>	<b>Larvas</b>	<b>Pupas</b>
El Fuerte	19/08/2020	19.35	6.06		
	26/09/2020	9.38	8.33	11.95 $\pm$ 4.26a	6.56 $\pm$ 0.85a
Sinaloa	21/08/2020	4	4.16		
	12/09/2020	11.53	4		
	27/09/2020	5.88	18.75	7.14 $\pm$ 2.26a	8.97 $\pm$ 4.89a
Mocorito	22/08/2020	0	0		
	11/09/2020	9.09	6.06	4.54 $\pm$ 4.55a	3.03 $\pm$ 3.03a

Medias seguidas de la misma letra no son estadísticamente diferentes ( $p < 0.05$ ).

#### **2.4.7. Fauna benéfica de parasitoides y depredadores colectada mediante golpes de red**

Se realizaron 13 colectas en total en los predios de ajonjolí en los municipios de El Fuerte, Sinaloa y Mocorito, con el empleo de una red entomológica de golpeo, de las cuales se obtuvieron un total de 229 individuos de fauna benéfica de parasitoides y depredadores, 35 y 194 respectivamente; en total se colectaron siete especies de parasitoides y 12 de depredadores. La mayor cantidad y diversidad ocurrió en El Fuerte y Sinaloa con 15 y 14 especies respectivamente; mientras que en Mocorito se colectaron 10 especies. La mayor abundancia en parasitoides correspondió a *Habrobracon platynotae* Cushman con 17 ejemplares y en depredadores *Nesidiocoris tenuis* Reuter con 87 (Cuadro 2.8).

**Cuadro 2.8.** Relación de fauna benéfica de parasitoides y depredadores de *A. catalaunalis*, colectados con red entomológica en predios de ajonjolí en el ciclo P-V 2020 en tres municipios del norte de Sinaloa, México.

<b>Predio</b>	<b>Fecha de colecta</b>	<b>Parasitoides</b>	<b>Depredadores</b>	<b># de individuos</b>
El Fuerte	26/08/2020	<i>Conura maculata</i> <i>Habrobracon platynotae</i>		1
				2
			<i>Nesidiocoris tenuis</i> Reuter	7
			<i>Mecaphesa</i> sp.	4
			<i>Chrysoperla</i> sp.	1
			<i>Orius tristicolor</i>	1
El Fuerte	03/09/2020	<i>Eiphosoma dentator</i> <i>Habrobracon platynotae</i>		3
				1
			<i>Nesidiocoris tenuis</i> Reuter	10
			<i>Chrysoperla</i> sp.	1
			<i>Mecaphesa</i> sp.	3
			<i>Coleomegilla maculata</i>	1
El Fuerte	10/09/2020	<i>Habrobracon platynotae</i> <i>Brachymeria annulata</i>		1
				1
			<i>Mecaphesa</i> sp.	7
			<i>Peucetia</i> sp.	1
			<i>Nesidiocoris tenuis</i> Reuter	5
			<i>Cycloneda sanguínea</i>	1
El Fuerte	19/09/2020	<i>Habrobracon platynotae</i> <i>Eiphosoma dentator</i> <i>Conura maculata</i>		1
				1
				1
			<i>Sinea diadema</i>	1
			<i>Mecaphesa</i> sp.	6
			<i>Neoscona</i> sp.	1
El Fuerte	26/09/2020	<i>Goniozus punctaticeps</i> <i>Brachymeria annulata</i>		9
				1
				1
			<i>Mecaphesa</i> sp.	1
			<i>Nesidiocoris tenuis</i> Reuter	14
			<i>Cycloneda sanguínea</i>	1
Sinaloa	27/08/2020	<i>Habrobracon platynotae</i> <i>Eiphosoma dentator</i>		3
				1
			<i>Neoscona</i> sp.	2
			<i>Mecaphesa</i> sp.	8
			<i>Nesidiocoris tenuis</i> Reuter	10
			<i>Peucetia</i> sp.	1
Sinaloa	02/09/2020	<i>Habrobracon platynotae</i> <i>Eiphosoma dentator</i> <i>Conura maculata</i>		2
				3
				1
			<i>Peucetia</i> sp.	1
		<i>Mecaphesa</i> sp.	13	

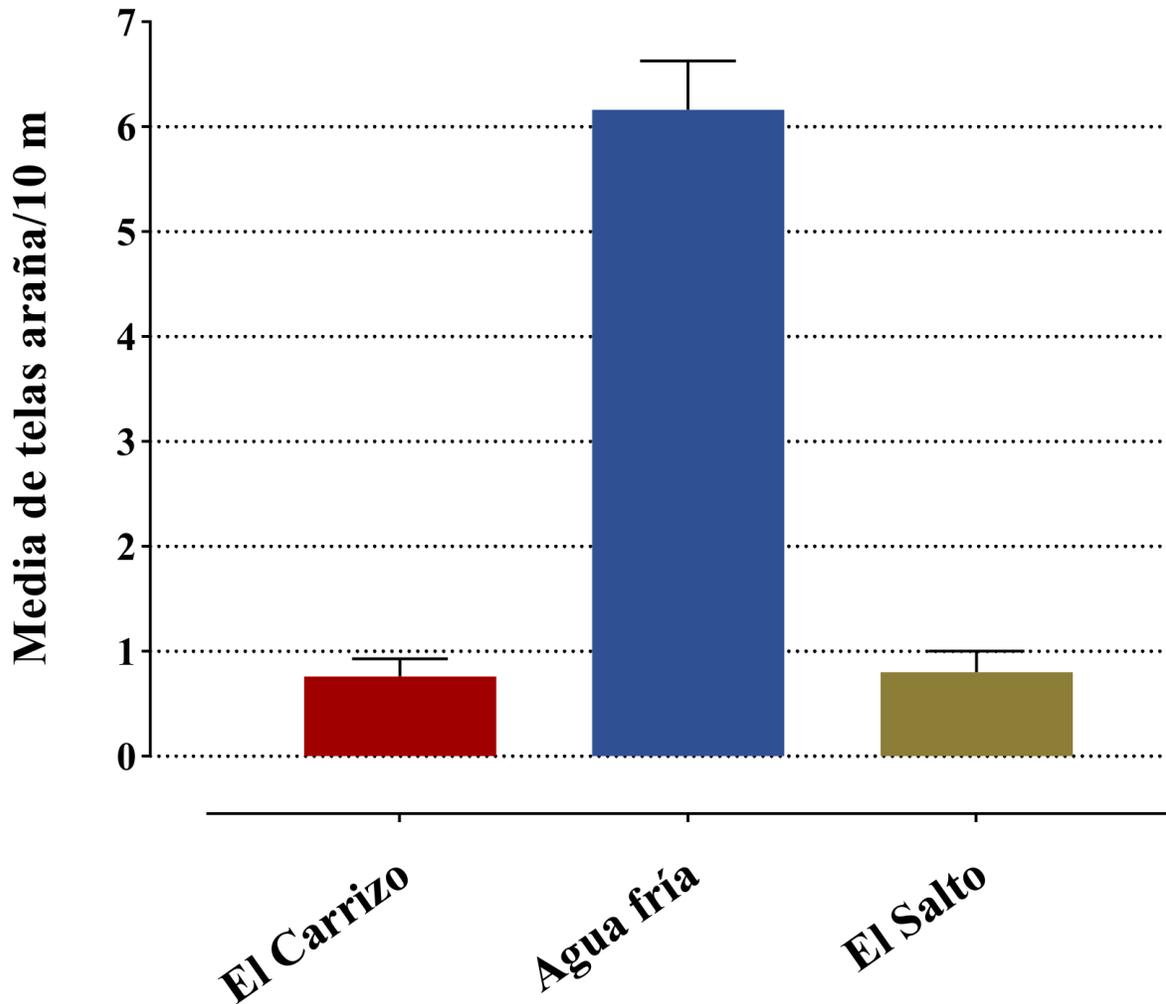
Predio	Fecha de colecta	Parasitoides	Depredadores	# de individuos
			<i>Orius tristicolor</i>	1
			<i>Nesidiocoris tenuis</i> Reuter	3
			<i>Neoscona</i> sp.	2
			<i>Sinea diadema</i>	2
Sinaloa	12/09/2020	<i>Habrobracon platynotae</i>		1
			<i>Nesidiocoris tenuis</i> Reuter	11
			<i>Mecaphesa</i> sp.	12
			<i>Peucetia</i> sp.	3
			<i>Orius tristicolor</i>	2
			<i>Zelus renardii</i>	1
			<i>Coleomegilla maculata</i>	2
Sinaloa	20/09/2020	<i>Habrobracon platynotae</i>		1
		<i>Goniozus punctaticeps</i>		1
		<i>Conura maculata</i>		1
			<i>Mecaphesa</i> sp.	5
			<i>Nesidiocoris tenuis</i> Reuter	7
			<i>Hippodamia convergens</i>	1
			<i>Neoscona</i> sp.	2
Sinaloa	25/09/2020	<i>Habrobracon platynotae</i>		2
			<i>Chrysoperla</i> sp.	1
			<i>Peucetia</i> sp.	1
			<i>Mecaphesa</i> sp.	2
			<i>Nesidiocoris tenuis</i> Reuter	7
Mocorito	25/08/2020	<i>Habrobracon platynotae</i>		1
			<i>Calleida punctulata</i>	1
			<i>Zelus renardii</i>	1
			<i>Mecaphesa</i> sp.	3
			<i>Orius tristicolor</i>	1
Mocorito	01/09/2020	<i>Eiphosoma dentator</i>		2
			<i>Calleida punctulata</i>	1
			<i>Coleomegilla maculata</i>	2
			<i>Peucetia</i> sp.	1
			<i>Nesidiocoris tenuis</i> Reuter	4
Mocorito	11/09/2020	<i>Habrobracon platynotae</i>		1
			<i>Neoscona</i> sp.	1
			<i>Cycloneda sanguínea</i>	2
			<i>Mecaphesa</i> sp.	1

#### 2.4.8. Incidencia de telas araña de *Neoscona* sp. (Araneidae: Araneae) en los predios

Como se mencionó anteriormente, la incidencia de *Neoscona* sp. en el predio Agua Fría fue relativamente alta en comparación con los otros predios. Mediante conteos semanales de telas araña durante la mayor incidencia poblacional de *A. catalaunalis*, se determinó una media de  $6.16 \pm 0.47$

telas araña por cada 10 m; mientras que en El Carrizo y El salto, la media estuvo por debajo de una telaraña. Una par de ventajas que ofrece un depredador de estas características son: que aunque los individuos están saciados por alimentación; estos muerden los insectos para matarlos y luego envolverlos en seda, una vez que estos quedan atrapados en las redes; además, si los individuos dejan de tener actividad por saciamiento, sus telarañas pueden atrapar insectos, independientemente. En estudios realizados en cultivos de ajonjolí en India, se reportaron hallazgos similares del grupo de los arácnidos; de las familias Oxyopidae, Salticidae y Araneidae principalmente (Biswas *et al.*, 2001; Sasikumar y Kumar, 2012; Thangjam y Vastrad, 2018; Naveen *et al.*, 2019).

Pérez-De La Cruz *et al.*, (2007) reportaron hasta 48 especies de arañas tejedoras de un total de 54 especies encontradas, en un agroecosistema de cacao en Tabasco; mayormente pertenecientes a la familia Araneidae (25 especies), entre otras familias. Asimismo en un estudio realizado en un agroecosistema igual, en Chiapas; Mendoza *et al.*, (2012) concluyeron que las arañas constituyen un elemento importante para el control biológico de plagas, al tiempo que ayudan a reducir los costos y el impacto de los plaguicidas, algo similar puede asumirse con los hallazgos en este estudio; particularmente sobre la abundancia de *Mecaphesa* sp. y las telarañas de *Neoscona* sp.



**Figura 2.7.** Medias de incidencia  $\pm$  (EE) de telas araña de *Neoscona* sp. (Araneidae: Araneae) por cada 10 m, en tres predios de ajonjolí en el ciclo P-V 2020 en tres municipios del norte de Sinaloa, México.

#### 2.4.9. Enemigos naturales asociados a *A. catalaunalis* en ajonjolí en el norte de Sinaloa, México.

En el presente estudio se encontraron 19 especies de entomófagos asociados a *Antigastra catalaunalis* en ajonjolí. Siete especies de avispas parasitoides pertenecientes a las familias: Ichneumonidae, Braconidae, Bethylidae, Chalcididae y Perilampidae; con destacada abundancia de *Habrobracon platynotae* Cushman de la familia Braconidae. 12 especies de depredadores, nueve del grupo de los insectos y 3 de arácnidos; con mayor abundancia de *Nesidiocoris tenuis* Reuter (Hemiptera: Miridae), y del orden Araneae, *Mecaphesa* sp. (Thomisidae), *Neoscona* sp.

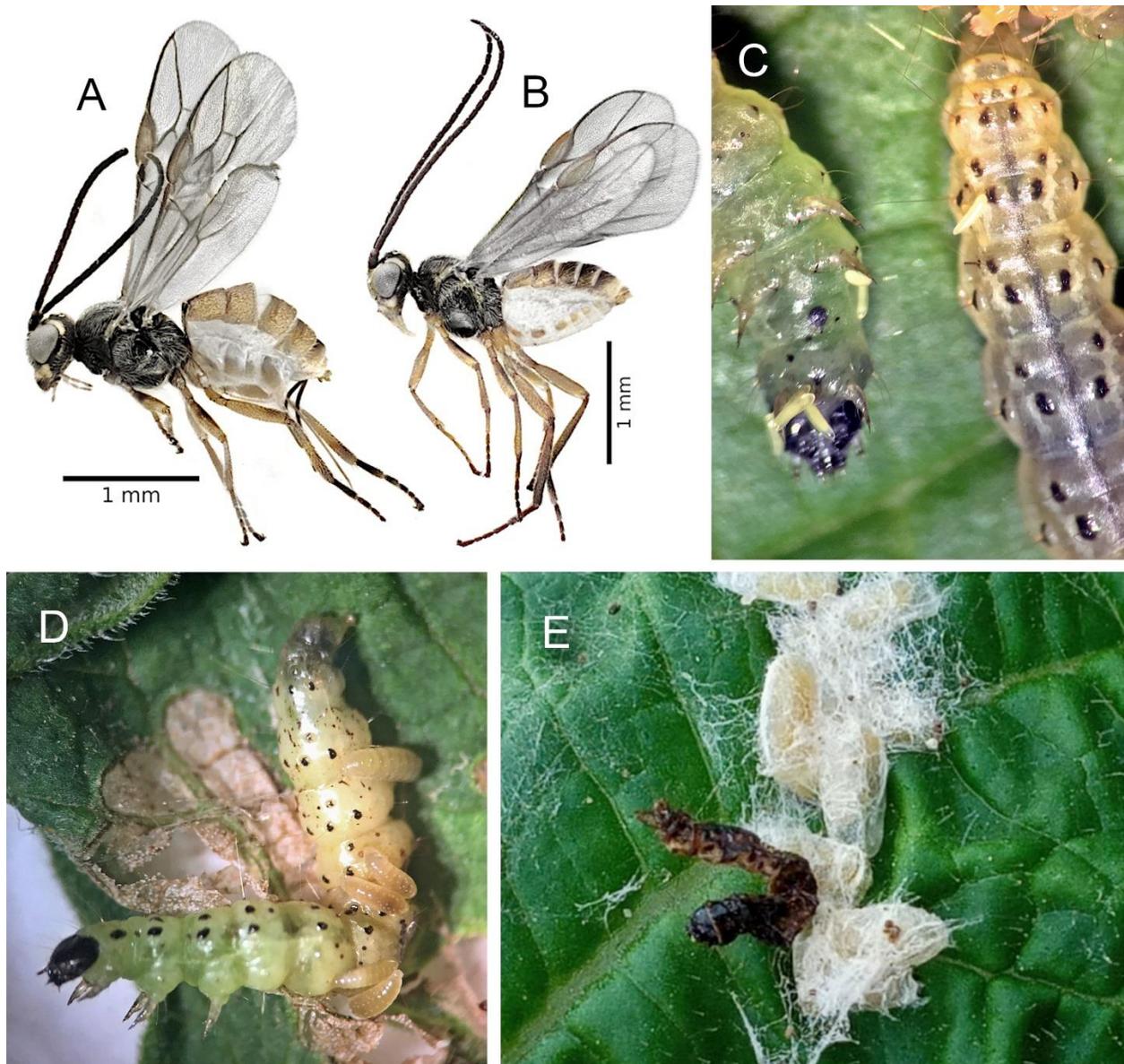
(Araneidae) y *Peucetia* sp. (Oxyopidae). La diversidad de entomófagos encontrados en ajonjolí en el norte de Sinaloa, coincide con lo reportado por otros investigadores; principalmente la de los depredadores generalistas pertenecientes a los órdenes Araneae, Coleoptera, Hemiptera y Neuroptera (Jakhmola, 1983; Choudhary, 1986; Sasikumar y Kumar, 2012; Thangjam y Vastrad, 2018; Naveen *et al.*, 2019); en cuanto a parasitoides hay similitud con las familias Braconidae, Ichneumonidae y Chalcididae asociadas con este Crambidae en este estudio; ya que son muchas las especies pertenecientes a las familias antes mencionadas que se benefician de *A. catalaunalis* para su desarrollo (Robertson, 1973; Shenefelt, 1978; Kalra, 1986; 1989; Kumar y Goel, 1994; Egonyu *et al.*, 2009; Behera, 2011; El Basha, 2015; 2016) (Cuadro 2.1).

#### **2.4.9.1. Descripción del complejo de parasitoides**

El empleo del control biológico en alguna de sus modalidades podría ser un importante componente del manejo integrado de *A. catalaunalis* en ajonjolí. En India, se han reportado dos especies de parasitoides de huevo de la familia Trichogrammatidae (Choudhary *et al.*, 1986), incluso liberaciones masivas de *T. chilonis* (Choudhary *et al.*, 2017c), y una especie de la familia Scelionidae en Uganda (Risbec, 1960) (Cuadro 2.1), sin embargo, este grupo de parasitoides no ha conseguido mayor éxito con esta plaga. Hallman (1979) documentó que a pesar de que *T. pretiosum* conseguía parasitar huevos de *A. catalaunalis* puestos sobre papel, este no era capaz de parasitar huevos puestos sobre las hojas de ajonjolí. Sugiere que los adultos no permanecen mucho tiempo en el cultivo, posiblemente porque los repele la densa y pegajosa pubescencia del follaje.

*Habrobracon platynotae* Cushman (Braconidae) (Fig. 2.8), es un ectoparasitoide gregario de larvas de lepidópteros. En el presente trabajo fue el que mostró más abundancia en casi todas las colectas de los tres municipios, excepto en una de Mocorito, donde no se obtuvo parasitoide alguno, posiblemente por la aplicación de un insecticida diez días antes de la colecta; se obtuvieron hasta seis adultos de una larva de *A. catalaunalis* (Cuadro 2.6), y aunque sólo parasita larvas grandes de cuarto y quinto instar, se observó que causa parálisis permanente y la muerte de larvas chicas, posiblemente para alimentación, El Basha (2015; 2016) expuso algo similar sobre *H. hebetor* con larvas de *A. catalaunalis* en Egipto. Una vez completada la etapa de larva del parasitoide, se inició con la formación de las pupas, agrupadas las larvas iniciaron la producción de una seda con la que se adhieren al tejido vegetal y se cubrieron como protección (Fig. 2.8E).

*H. platynotae* ha sido recolectado sobre *Platynota* sp. (Tortricidae), en Hollywood, California, USA (Cushman, 1914). Bohart (1942) reportó un 20% de parasitismo sobre larvas de *Platynota sultana* Wlsm en cultivos de clavel en campo, bajo casas de tela en Los Ángeles, USA. Al igual que *G. punctaticeps*, este Braconidae fue documentado como parasitoide de larvas del barrenador de vainas del frijol lima *Etiella zinckenella* Treitschke (Pyralidae) en el sur de California, USA (Oatman, 1967), bajo el sinónimo *Bracon Platynotae* Cushman. En México esta especie, solo ha sido reportada sobre el gusano rosado *Pectinophora gossypiella* Saunders (Gelechiidae), bajo el sinónimo *Microbracon platynotae* Cushman, en algodónero en Tlahualilo y Lerdo, Durango (Muesebeck, 1925); por lo que en este estudio se reporta por primera ocasión como parasitoide de *A. catalaunalis* en Sinaloa, noroeste de México. En consideración al éxito de Braconidae y en particular al género *Habrobracon* en programas de control biológico, sumado a la propuesta de *H. hebetor* como agente de control de *A. catalaunalis* (El Basha, 2015; 2016); *H. platynotae* sería una opción viable para ser sometido a estudios de evaluación en laboratorio y campo, más aún si consideramos que *A. catalaunalis* y *P. gossypiella* son sus hospederos naturales (Muesebeck, 1925), y plagas principales de los cultivos, ajonjolí y algodónero respectivamente en varios estados de México.

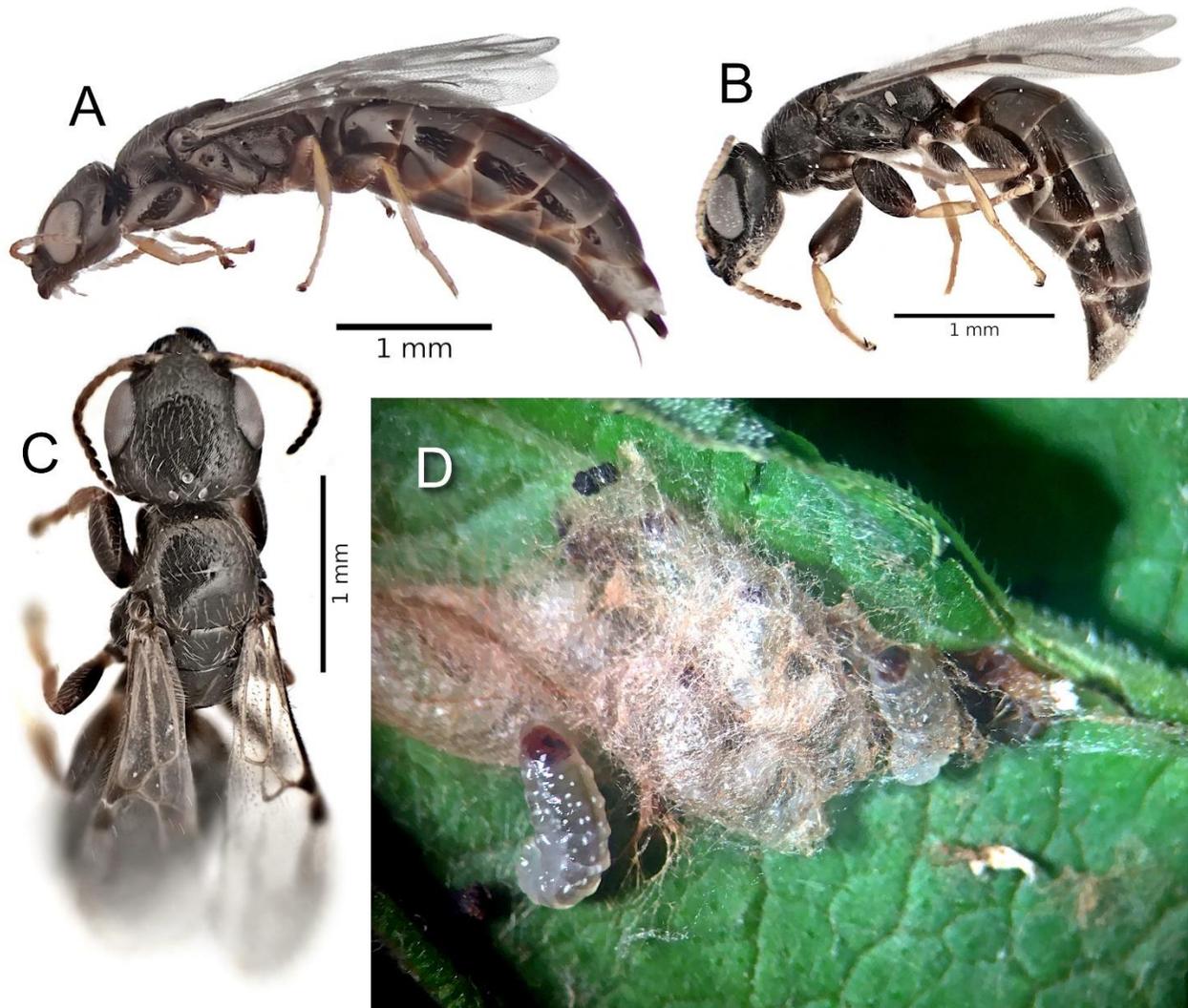


**Figura 2.8.** *Habrobracon platynotae* Cushman **A)** Hembra vista lateral, **B)** Macho vista lateral; **C)** Huevos, **D)** Larvas, y **E)** Pupas sobre larva de *A. catalaunalis*.

*Goniozus punctaticeps* Kieffer (Bethyridae) (Fig. 2.9), es un ectoparasitoide gregario de larvas de lepidópteros. Se encontró en dos Municipios, una larva parasitada por colecta realizadas en El Fuerte e igual una larva parasitada por colecta en dos de tres realizadas en Sinaloa; se obtuvieron hasta seis adultos por una ejemplar parasitado de *A. catalaunalis* (Cuadro 2.6). Las larvas parasitadas presentaron parálisis permanente, una vez completada la etapa de larva del parasitoide,

agrupadas iniciaron la producción de una seda con la que se adhirieron al tejido vegetal, además se cubrieron para su protección e iniciar la pupa (Fig. 2.9D).

En un estudio de *G. punctaticeps* realizado en Texas, USA, con *A. nuxvorella* y *C. caryana* como hospederos, Nickels *et al.*, (1950) reportaron que muchas de las larvas fueron picadas por *G. punctaticeps* para paralizarlas, pero no fueron usadas para oviposición, similar a lo observado en este estudio con *H. platynotae* y a lo expuesto sobre con *H. hebetor* sobre larvas de *A. catalaunalis* en Egipto (El Basha, 2015; 2016). Además, Nickels *et al.*, (1950) documentaron que en cuatro meses lograron producir hasta 25,000 adultos de *G. punctaticeps* en laboratorio, y que, bajo condiciones controladas, observaron de uno a 18 huevos del parasitoide por larva de *A. nuxvorella*, pero que en campo ovipositaron en promedio cinco huevos por larva. Este parasitoide ha sido recolectado también sobre *Coleotechnites* (= *Evagora*) *milleri* Busck (Gelechiidae), un defoliador de pinos en el Oeste de USA; sobre *Cydia* (= *Lespeyresia*) *caryana* Fitch (Tortricidae) gusano barrenador del ruzno y *Acrobasis nuxvorella* Neunzig (Pyralidae) gusano barrenador de la nuez, en USA (Evans 1978); así mismo, Oatman (1967) recolectó este ejemplar sobre el barrenador de vainas del frijol lima *Etiella zinckenella* Treitschke (Pyralidae) en el sur de California, USA, bajo el sinónimo de *Perisierola cellularis*. En México, identificado con el sinónimo *P. cellularis*, sólo ha sido reportada sobre *A. nuxvorella* y *C. caryana* en nogales de Nuevo León (Reyes-Villanueva, 1987). No se encontraron antecedentes de asociación de especies de Bethyidae con este Crambidae; *G. punctaticeps* se reporta por primera ocasión como parasitoide de *A. catalaunalis* en Sinaloa, noroeste de México. Esto sugiere la posibilidad de estudios detallados de este ejemplar, si consideramos que algunos hospederos naturales actúan como plaga del nogal pecanero y ajonjolí en el norte de México y que todos sus registros como parasitoide han sido sobre lepidópteros plaga de importancia agrícola.



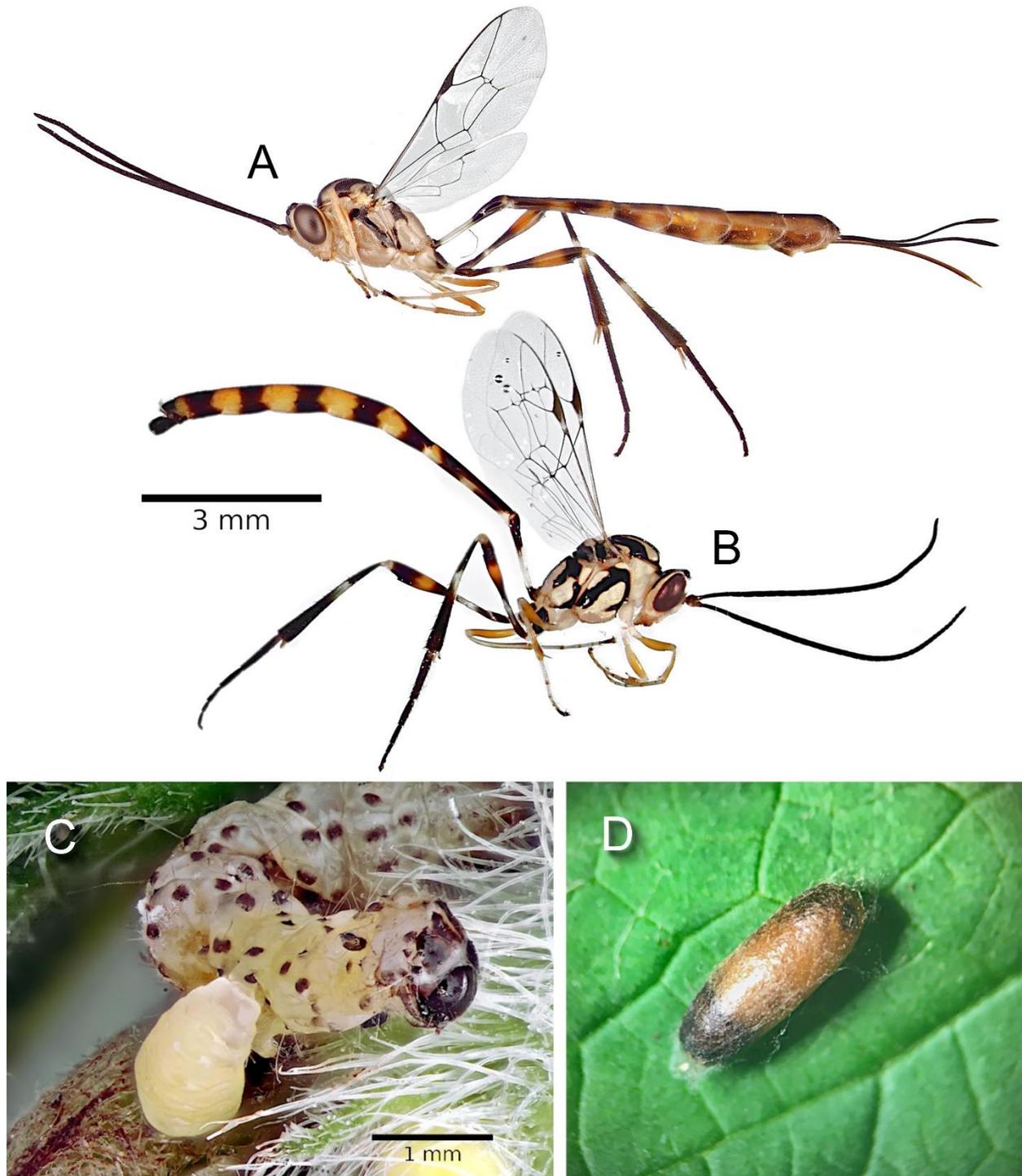
**Figura 2.9.** *Goniozus punctaticeps* Kieffer **A)** Hembra vista lateral **B)** Macho vista lateral **C)** Hembra vista dorsal **D)** Larvas y pupas de *G. punctaticeps* sobre larva de *A. catalaunalis*.

*Eiphosoma dentator* Fabricius (Ichneumonidae) (Fig. 2.10) es un ectoparasitoide solitario de larvas de lepidópteros. Tuvo presencia en los tres municipios; dos ejemplares en Mocorito, dos en Sinaloa y uno en El Fuerte (Cuadro 2.6). Las larvas parasitadas presentaron parálisis permanente al igual que lo observado con *G. punctaticeps* y *H. platynotae*, una vez completada la etapa de larva del parasitoide, inició la formación de la pupa, esta termina envuelta en una seda con la que se adhiere al tejido vegetal y se cubre como protección (Fig. 2.10D); se obtuvo solo un adulto por larva de *A. catalaunalis*.

*Eiphosoma dentator* fue reportado por primera vez en Texas, USA, obtenido como parasitoide de *Loxomorpha flavidissimalis* Grote (Crambidae), una plaga potencial en cultivos de nopal, con

el sinónimo *E. texana* Cresson (Hunter, 1912); también, identificado con los sinónimos *E. annulatum* Cresson y *E. texanum* Cresson, se colectó sobre *L. flavidissimalis* en Brownsville, Texas (Mann, 1969). En el sur de Florida, USA, se asoció con *Lineodes interga* Zeller (Crambidae) plaga de la berenjena y de *Ufa rubedinella* Zeller (Pyralidae) plaga del frijol lima y chícharos de ojos negros (Dasch, 1979). En Barbados, también está asociado a plagas de la familia Crambidae, el gusano del melón *Diaphania hyalinata* L. (Alam, 1989), y el gusano barrenador de la guía de la calabaza *Hellula phidilealis* Walker (Alam, 1982), con el sinónimo *E. annulatum* Cresson. En Sudamérica, *E. dentator* está reportado como parasitoide del gusano cogollero *Spodoptera frugiperda* Smith (Noctuidae), en Venezuela (Notz, 1972), una plaga de suma importancia del maíz y otros cultivos. También se le ha reportado sobre otra especie de la familia Noctuidae, el gusano soldado del sur *Spodoptera eridania* Stoll (Noctuidae) en cultivo de soya en Tucumán, Argentina (Berta *et al.*, 2009). En Brasil se le ha encontrado en campos agrícolas, en el estado de Sao Paulo, sin registro de hospederos (Melo *et al.*, 2012); recientemente en Tamaulipas, México, se colectó sobre *L. flavidissimalis* (Gaona-García *et al.*, 2020). En el presente estudio se reporta por primera ocasión como parasitoide de *A. catalaunalis* en Sinaloa, noroeste de México.

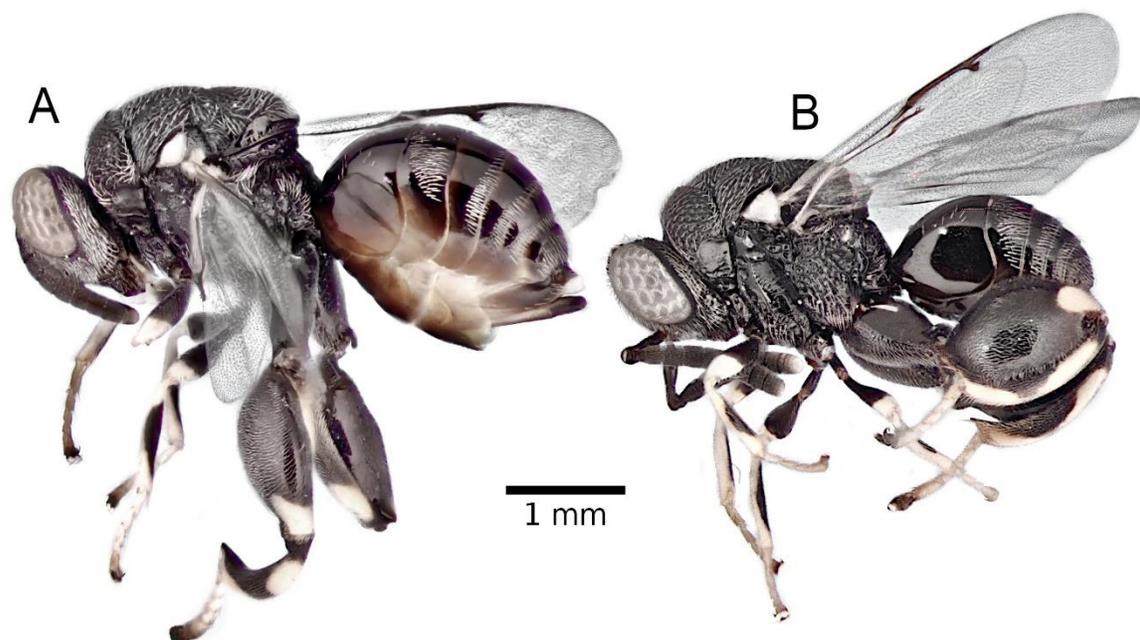
*E. dentator* se ha asociado a más especies de lepidópteros plaga de importancia agrícola que cualquier otro parasitoide obtenido en este estudio; de la familia Crambidae: *L. interga* en cultivo de berenjena, Florida, USA (Dasch, 1979); gusano del melón *D. hyalinata* (Alam, 1989), y el gusano barrenador de la guía de la calabaza *H. phidilealis* (Alam, 1982). *U. rubedinella* (Pyralidae) en cultivos de frijol lima y chícharos de ojos negros en Florida, USA (Dasch, 1979). De la familia Noctuidae, el gusano cogollero *S. frugiperda* en maíz, en Maracay, Venezuela (Notz, 1972); y el gusano soldado del sur *S. eridania* Stoll (Noctuidae) en cultivo de soya en Tucumán, Argentina (Berta *et al.*, 2009). En algunos documentos citados anteriormente se reporta sin mayor impacto sobre las poblaciones de lepidópteros plaga. Por lo observado en este estudio se posiciona como un factor más de regulación de las poblaciones de *A. catalaunalis* en ajonjolí, que sería viable aprovechar en programas de control biológico por conservación.



**Figura 2.10.** *Eiphosoma dentator* Fabricius A) Hembra vista lateral B) Macho vista lateral C) Larva de *A. catalaunalis* parasitada por *E. dentator* D) Pupa de *E. dentator*

*Brachymeria annulata* Walker (Chalcididae) (Fig. 2.11) puede presentarse generalmente como parasitoide primario, solitario o gregario, de pupas de lepidópteros y coleópteros; también como hiperparasitoide, sobre especies de la superfamilia Ichneumonoidea (Hymenoptera) y Tachinidae (Diptera) (Stireman y Singer, 2003; Couri *et al.*, 2006; Tavares y Araujo, 2007). Este parasitoide se colectó individualmente de pupas de *A. catalaunalis* en los tres municipios; un ejemplar en El Fuerte, y dos ejemplares por predio en Sinaloa y Mocorito (Cuadro 2.6).

*Brachymeria annulata* se ha colectado sobre *Brassolis sophorae* L. y *Caligo ilioneos* Cramer (Nymphalidae), identificada con el sinónimo *Chalcis annulata* Fabricius, en lo que hoy es Guyana (Bodkin, 1917). Bajo el mismo sinónimo también se le reportó como parasitoide de *Helicoverpa armígera* Hubner (= *Heliothis obsoleta* Fabricius) (Noctuidae) sobre cultivos de algodón en Saint Croix, Islas Vírgenes, USA (Wilson, 1930). Recientemente, Santos-Murgas *et al.*, (2021) documentaron a *B. annulata* como parasitoide de *Talides hispa* Evans (Hesperidae) en Panamá Oeste, Panamá; en la misma región también recolectaron a este parasitoide de pupas de *Historis odius* Fabricius (Nymphalidae) (Murgas *et al.*, 2019). Santos *et al.*, (2017) obtuvieron este ejemplar de pupas de *Erinnys ello* L. (Sphingidae) en Acre, Brasil. También se tiene registro como parasitoide del gusano de la hoja del algodón *Alabama argillacea* Hubner (Noctuidae) en Paraguay (Silvie *et al.*, 2007); y como hiperparasitoide está reportado asociado a *Diadegma leontinae* Brèthes (Ichneumonidae) en la región de Brasília, Brasil, (Guilloux *et al.*, 2002); es un parasitoide de *Plutella xylostella* L., plaga de suma importancia económica en cultivos de crucíferas. Como antecedentes de este género como parasitoide de *A. catalaunalis*, solo se encontró lo reportado por Hallman y Sanchez (1982), *Brachymeria* sp., y Din-Gurs y Husain (1997), *Brachymeria nigricorporis* Husain y Agarwal (Cuadro 2.1). La distribución de *B. annulata* ha sido documentada de Centroamérica hacia el sur y el Caribe; en este estudio se reporta por primera ocasión como parasitoide de pupas de *A. catalaunalis* en Sinaloa, noroeste de México.



**Figura 2.11.** *Brachymeria annulata* Walker **A)** Hembra vista lateral **B)** Macho vista lateral

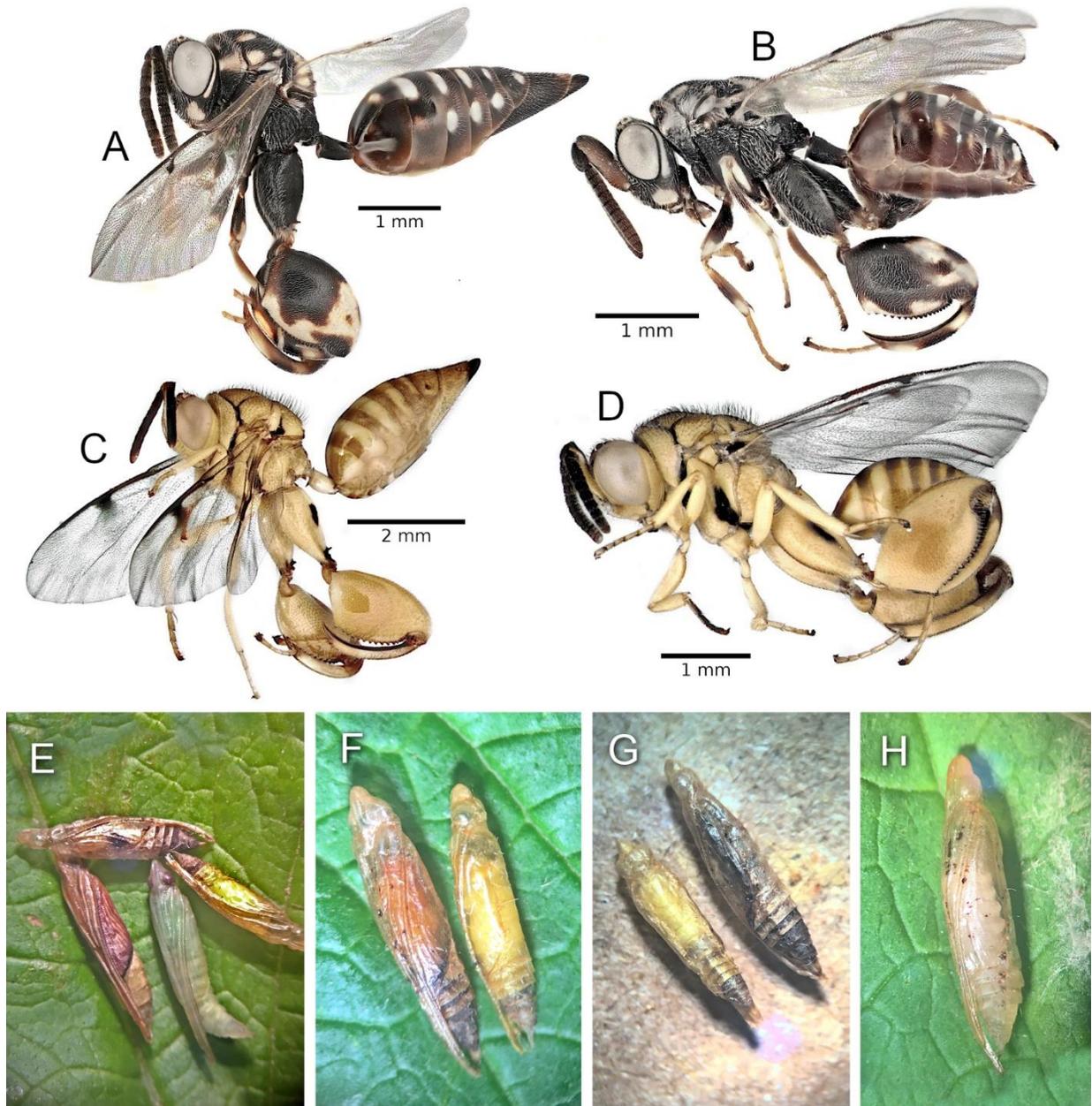
*Conura side* Walker (Chalcididae) (Fig. 2.12A-B), puede actuar como parasitoide primario de pupas de lepidópteros y coleópteros, e hiperparasitoide de Ichneumonoidea (Hymenoptera) y Tachinidae (Diptera) (Stireman y Singer, 2003; Couri *et al.*, 2006; Tavares y Araujo, 2007). En el presente estudio se obtuvo individualmente de pupas de *A. catalaunalis* (Fig. 2.12F y H), colectadas en dos municipios, un ejemplar en El Fuerte y dos ejemplares en Sinaloa (Cuadro 2.6). Como parasitoide primario se le ha asociado con algunas especies de Chrysomelidae (Coleoptera); tal es el caso de *Gratiana boliviana* Spaeth, escarabajo liberado en Florida y otras partes de USA como agente de control biológico contra la plaga invasora *Solanum viarum* Dunal (Solanaceae) (Díaz *et al.*, 2012; 2014); también en Norteamérica, sobre *Cassida rubiginosa* Muller, asimismo, plaga invasora y voraz defoliadora de algunas especies vegetales del género *Carduus* (Tipping, 1993), con el sinónimo *Spilochalcis side* Walker. Bajo el sinónimo anterior, Arthur (1958) colectó este ejemplar de pupas de *Depressaria* (=heracliana) *radiella* Goeze (Elachistidae), *Anagasta kuhniella* Zeller, *Galleria mellonella* L. (Pyralidae), y *Ostrinia* (=Pyrausta) *nubilalis* Hubner (Crambidae), en Belleville, Canadá.

*Conura side* se ha reportado como hiperparasitoide de algunas especies de Braconidae, *Cotesia* (=Apanteles) *atalantae* Packard, *C. congregatus* Say y *C. glomeratus* L. (Arthur, 1958); asimismo sobre especies de Ichneumonidae (Hymenoptera), en Carolina del norte, USA, sobre *Campoletis sonorensis* Cameron, parasitoide de *Helicoverpa* (=Heliiothis) *zea* Boddie y *Heliiothis virescens* Fabricius, plagas de importancia económica del cultivo de maíz y otros cultivos (McNeil y Brooks, 1974; Vinson y Iwantsch, 1980); también sobre *Diadegma insulare* Cresson, un importante agente de control biológico empleado contra plagas en cultivos de Crucíferas (Okine *et al.*, 1996; Mitchel *et al.*, 1997; Lee y Heimpel, 2005). Cortez y Macías (2007) reportaron a *D. insulare* y *Cotesia* sp. como parasitoides de la palomilla dorso de diamante *Plutella xylostella* L., en cultivo de canola en Sinaloa, México; además a *Conura* sp. como hiperparasitoide de *Cotesia* sp.; podría tratarse de hiperparasitismo también entre *Conura* sp. y *D. insulare*, como está reportado anteriormente, sin embargo, en el estudio no se definió la interacción ni la especie del Chalcididae. *Conura* (=Spilochalcis) sp. (Hallman y Sanchez, 1982) (Cuadro 2.1), es el único antecedente de asociación entre este género de parasitoides con *A. catalaunalis*. Huber *et al.*, (2021), y demás autores antes mencionados, señalaron a esta especie con mayor distribución en Norteamérica; asimismo, en el presente estudio se reporta por primera ocasión la asociación *C. side* con *A. catalaunalis* en cultivo de ajonjolí en Sinaloa, noroeste de México.

*Conura maculata* Fabricius (Chalcididae) (Fig. 2.12C-D), al igual que *B. annulata*, puede presentarse como parasitoide primario solitario, o gregario de pupas de lepidópteros generalmente, también como hiperparasitoide, sobre especies de la superfamilia Ichneumonoidea (Hymenoptera) y Tachinidae (Diptera) (Stireman y Singer, 2003; Couri *et al.*, 2006; Tavares y Araujo, 2007). Esta especie se colectó individualmente de pupas de *A. catalaunalis* en El Fuerte y Sinaloa, cuatro y tres ejemplares, respectivamente (Cuadro 2.6). Como parasitoide primario se le ha reportado ampliamente sobre especímenes de Nymphalidae (Lepidoptera), en Corrientes, Argentina, obtuvieron hasta 85 ejemplares de una crisálida de *Opsiphanes invirae amplificatus* Stichel, plaga del cultivo de palma aceitera (Gervazoni y Arbino, 2018); sobre el mismo hospedero, en Brasil, documentado en Rio Grande del Sur (Salgado-Neto y Lopes, 2011); asimismo en el norte de Brasil, reportaron a *Brassolis sophorae* L., Nymphalidae también, como hospedero (Sakazaki *et al.*, 2001), también reportada esta especie como hospedera de *B. annulata*; en Alagoas, Brasil, también obtenido de *Opsiphanes* sp. (Guzzo y Tavares, 2015). Tavares y Araujo (2007) colectaron *C. maculata* en estados del Amazonas: Espirito Santo, Rio de Janeiro y Sao Paulo, sin registro de

hospederos. En Monagas, Venezuela (Rodríguez-González *et al.*, 2012; 2021), y sur occidente de Colombia (Pastrana *et al.*, 2019), fue encontrado como parasitoide de otra especie de la familia Nymphalidae, *Opsiphanes cassina* DeVries, también plaga de importancia económica del cultivo de palma aceitera. Doner (1936) y Burks (1940) la recolectaron de pupas de *Coleophora pruniella* Clemens (Coleophoridae), palomilla de la cereza, en Wisconsin, USA.

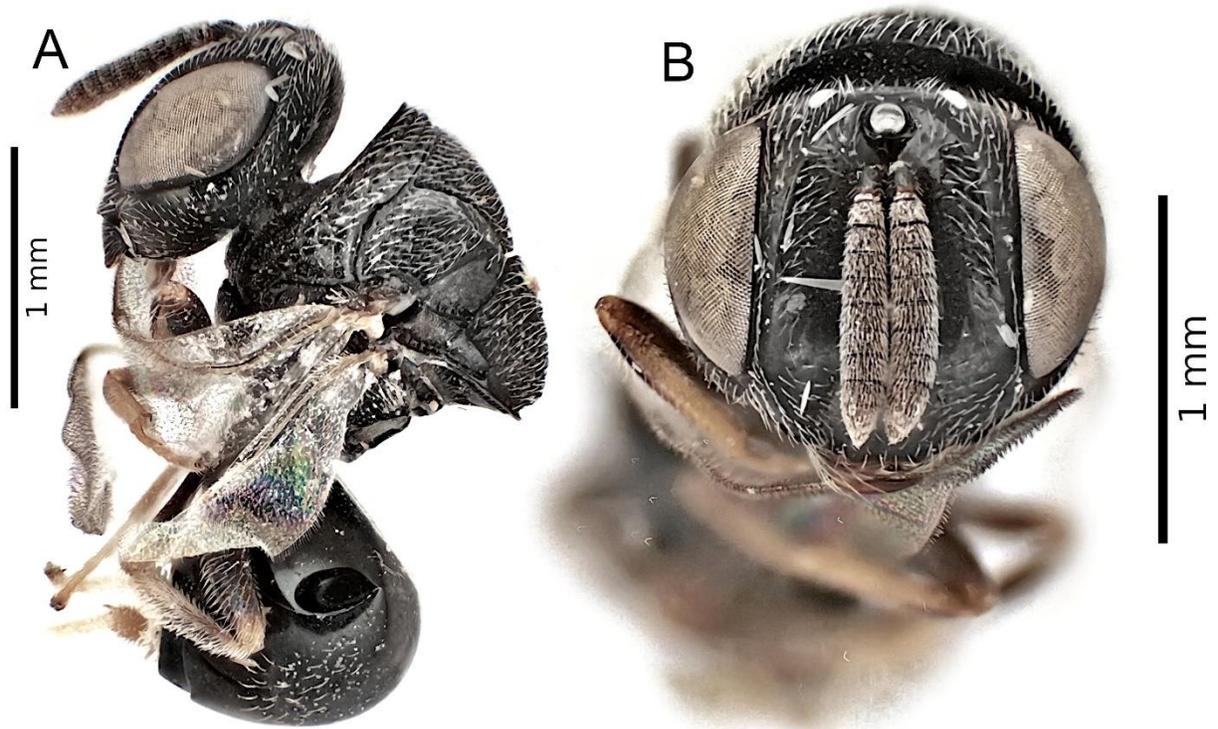
*Conura maculata* está reportado como hiperparasitoide de algunas especies de Braconidae (Hymenoptera), estudios realizados en cultivos de Crucíferas en Virginia, USA, así lo señalan; con *Pieris rapae* L. (Lepidoptera: Pieridae) como plaga principal: con el sinónimo *Spilochalcis torvina* Cresson, sobre *Cotesia rubecula* Marshall, introducido como agente de control biológico, y *C. glomerata* L. (McDonald y Kok, 1991; 1992; Gaines, 1992); bajo el sinónimo *Conura torvina* Cresson, lo colectaron también sobre *Cotesia orobena* Forbes (Gaines y Kok, 1995; 1999). Esta especie está registrada ampliamente en América, áreas tropicales mayormente (Delvare, 1993); Özdikmen (2011) señaló que se distribuye de México hasta Paraguay, y recientemente, Huber *et al.*, (2021) reportaron su distribución en Canadá y USA, como en estudios antes mencionados. *Conura* (=Spilochalcis) sp. (Hallman y Sanchez, 1982) (Cuadro 2.1), es el único antecedente de asociación entre este género de parasitoides con *A. catalaunalis*. En este estudio se asocia por primera ocasión a *C. maculata* con este Crambidae en ajonjolí en Sinaloa, noroeste de México.



**Figura 2.12.** *Conura side* Walker **A)** Hembra vista lateral **B)** Macho vista lateral **C)** *Conura maculata* Fabricius **C)** Hembra vista lateral **D)** Macho vista lateral **E), F)** Pupas parasitadas por *C. maculata* **G)** Pupas parasitadas por *C. maculata* y *C. side* **H)** Pupa de *A. catalaunalis* parasitada por *C. side*.

De *Perilampus* sp. (Perilampidae) (Fig. 2.13) sólo se obtuvo un ejemplar en Mocorito (Cuadro 2.6). Los miembros de éste género son conocidos por ser parasitoides primarios e hiperparasitoides, principalmente de Tachinidae (Diptera) e Ichneumonoidea (Hymenoptera) (Darling, 1997); sin

embargo en este estudio se obtuvo de una pupa de *A. catalaunalis*, y sólo especies de Chalcididae se obtuvieron como endoparasitoides de pupas. No hay evidencia para ir más lejos de sólo una asociación con pupas de *A. catalaunalis* en Sinaloa, noroeste de México; primera ocasión que se reporta este grupo de parasitoides asociado a este Crambidae.



**Figura 2.13.** *Perilampus* sp. **A)** Macho vista lateral **B)** Macho vista frontal.

#### 2.4.9.2. Resumen del complejo de parasitoides

De las tres especies de parasitoides de larvas de *A. catalaunalis*, sólo *H. platynotae* (Fig. 2.8), se presentó con abundancia en las colectas, 12 larvas parasitadas en total, cinco en El Fuerte, cinco en Sinaloa y dos en Mocorito; 19 adultos obtenidos, 17 y diez respectivamente (Cuadro 2.6). Mientras que de *E. dentator* (Fig. 2.10), se obtuvieron cinco adultos, uno en El Fuerte y dos por municipio, Sinaloa y Mocorito; de *G. punctaticeps* (Fig. 2.9), se colectaron cuatro larvas parasitadas, dos por municipio, El Fuerte y Sinaloa; 11 y nueve adultos obtenidos, respectivamente (Cuadro 2.6). Como ya se mencionó, *H. platynotae* cuenta con atributos que lo podrían posicionar como candidato a estudios de cría masiva y ser empleado como agente de control biológico por aumento; fue abundante en las colectas de los tres municipios, a pesar que en El Fuerte se hizo una

aplicación de insecticidas y dos fueron realizadas en Mocorito; por datos de las colectas de parasitismo (Cuadro 2.6), y las realizadas mediante golpes de red entomológica (Cuadro 2.8), se aprecia que se presentó en todo el ciclo del cultivo, con mayor presencia en septiembre, cuando se presentan los picos poblacionales de *A. catalaunalis*, favorecido por la abundancia de alimento: cápsulas en formación de grano y botones florales, órganos de la planta preferidos por esta plaga (Muzaffar, 2002; Ahirwar *et al.*, 2010; Zenawi *et al.*, 2016a). También no se encontró en este estudio hiperparasitismo evidente en los parasitoides de larvas, lo cual mejora su condición como reguladores de poblaciones de esta plaga, al no haber interferencia alguna en el parasitismo primario; siempre y cuando se emplee un manejo de insecticidas adecuado para la conservación de los enemigos naturales.

De las cuatro especies de parasitoides obtenidos de pupas de *A. catalaunalis*, dos se presentaron con abundancia en las colectas, *C. maculata* (Fig. 2.12C-D) y *B. annulata* (Fig. 2.11): 8 ejemplares, cuatro en Sinaloa y cuatro en El Fuerte; y seis ejemplares, tres en Sinaloa, dos en Mocorito y uno en El Fuerte, respectivamente (Cuadro 2.6). Mientras que la abundancia de *C. side* (Fig. 2.12A-B) y *Perilampus* sp. (Fig. 2.13), fue baja: 3 ejemplares, 2 en Sinaloa y 1 en El Fuerte, y un único ejemplar en Mocorito, respectivamente (Cuadro 2.6). Reportes indican que las cuatro especies antes mencionadas pueden actuar como hiperparasitoides de la superfamilia Ichneumonoidea (Hymenoptera) y Tachinidae (Diptera) (Stireman y Singer, 2003; Couri *et al.*, 2006; Tavares y Araujo, 2007); sin embargo en este estudio, todos los ejemplares de las familias Chalcididae (Fig. 2.12E-H) y Perilampidae fueron obtenidos individualmente de pupas de *A. catalaunalis*, sumado a ello, *H. hebetor* y *E. dentator* (Ichneumonoidea), que podrían ser hospederos de los parasitoides Chalcididae y Perilampidae, se presentaron como ectoparasitoides de larva (Fig. 2.8C-D y 2.10C), al igual que *G. punctaticeps* (Bethylidae) (Fig. 2.9D), no se encontró en este estudio un hospedero idóneo para el caso de hiperparasitismo por parte de las especies de Chalcididae y Perilampidae. Expuesto esto, sería factible asumir a las cuatro especies como parasitoides primarios facultativos de *A. catalaunalis*, ya que recientemente se reportó la posible introducción de esta especie en la región (Sarazu *et al.*, 2020), además hay antecedentes de asociación, al menos de géneros de Chalcididae con este Crambidae para América e India (Hallman y Sanchez, 1982; Din-Gurs y Husain, 1997) (Cuadro 2.1); a menos que se trate de hiperparasitismo interespecífico, dado en la familia Chalcididae. Las cuatro especies antes mencionadas se reportan por primera ocasión obtenidas de pupas de *A. catalaunalis*, lo cual refuerza las alternativas de manejo del cultivo de

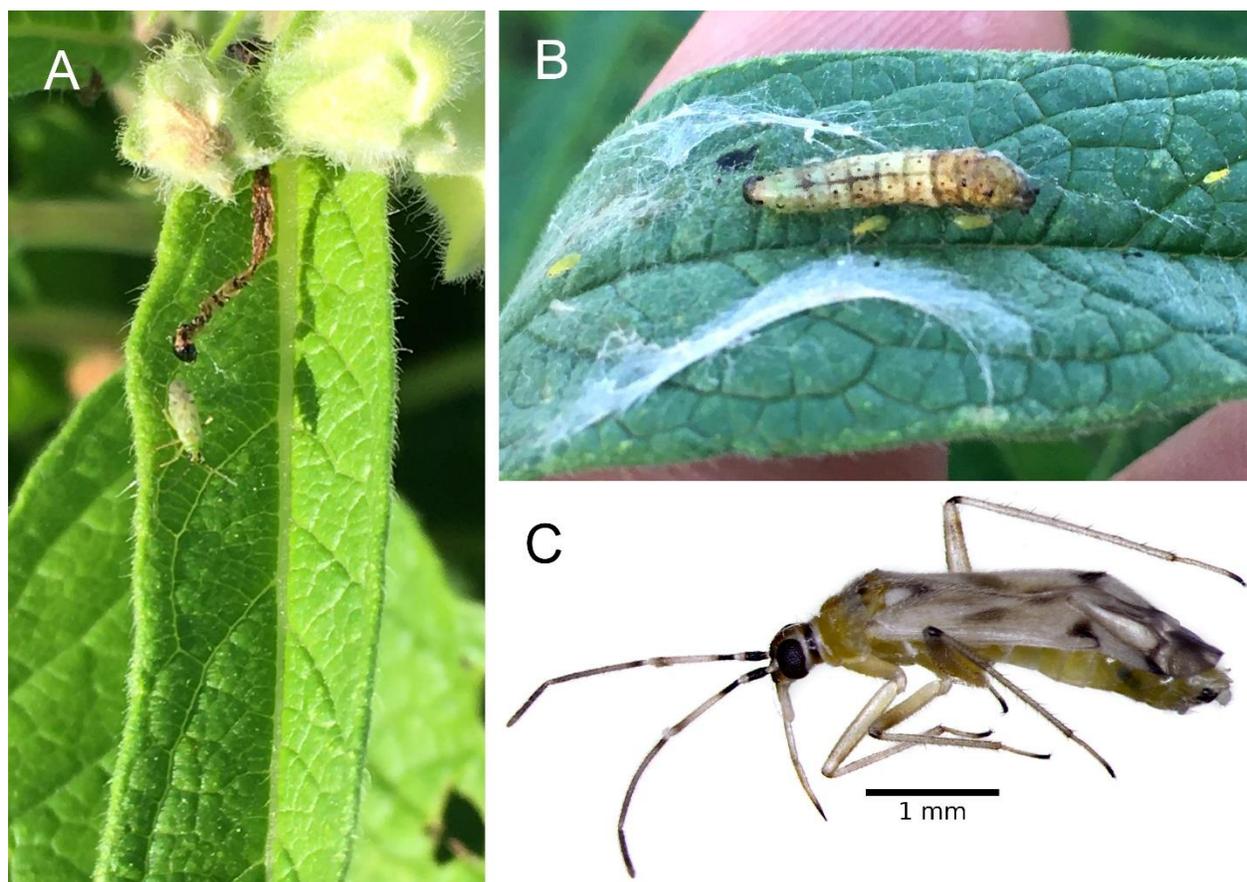
ajonjolí en Sinaloa. Por un lado con el desarrollo de la propuesta de un agente de control biológico por aumento con *H. platynotae*, o bien, el empleo de tácticas de conservación de la fauna benéfica, para el aprovechamiento de los complejos de parasitoides y depredadores aquí presentados.

#### **2.4.9.3. Descripción del complejo de depredadores**

*Nesidiocoris tenuis* Reuter (Miridae) (Fig. 2.14), es un insecto omnívoro que puede alimentarse de la planta hospedera y también mostrar hábitos de depredación en muchos agroecosistemas (Naranjo y Gibson, 1996; Wheeler, 2001; Paziuk *et al.*, 2013; Konstantinov y Neimorovets, 2021). Fue el insecto que mostró más abundancia en casi todas las colectas, excepto en dos de Mocorito, en las cuales no se capturó; posiblemente por la aplicación de insecticida en dos ocasiones (Cuadro 2.8). Este depredador fue reportado por primera vez en el Hemisferio occidental por Van Duzee (1909), en Florida, USA. Actualmente se encuentra distribuido ampliamente en todo el mundo. Ha sido reportado como depredador de diversidad de plagas de importancia económica para la agricultura; estados inmaduros de la familia Noctuidae (Lepidoptera), *Heliothis virescens* Fabricius (Ayala *et al.*, 1982), sobre cultivos de tabaco en Cuba; en India, *Helicoverpa armígera* Hubner, en cultivos de tomate (Devi *et al.*, 2002); al igual se encontró una alta efectividad en el control de *Tuta absoluta* Meyrick (Gelechiidae), bajo condiciones experimentales, en Francia, con reducciones del 97% de infestación en hojas y un 100% en frutos (Mollá *et al.*, 2009); se encontró también que su respuesta funcional a presas corresponde a Holling tipo II (Lingrui *et al.*, 2008), con base en un estudio realizado en China, con huevos y larvas de segundo instar de *Plutella xylostella* L. (Plutellidae) como presas; se le ha asociado igual con plagas del orden Hemiptera, en el estudio anterior también se emplearon huevos y adultos de *Trialeurodes vaporariorum* Westwood (Aleyrodidae), con buenos resultados de depredación al igual que la palomilla. Valderrama *et al.*, (2007), registraron altos consumos de ninfas en todos sus instares de *T. vaporariorum* y preferentemente ninfas de cuarto instar y adultos de *Mizus persicae* Sulzer (Aphididae), en cultivos de tabaco en Colombia.

*Nesidiocoris tenuis* incluso se ha empleado comercialmente en España como agente de control biológico por aumento en invernaderos; para el manejo de *Bemisia tabaci* Gennadius (Aleyrodidae) en cultivo de tomate (Calvo *et al.*, 2009); los mismos autores señalaron que puede llegar a causar daños al cultivo como anillos necróticos en los tallos y flores, además de puntuaciones en los frutos. Lo reportado por Lingrui *et al.*, (2008) y Valderrama *et al.*, (2007), sobre la respuesta funcional

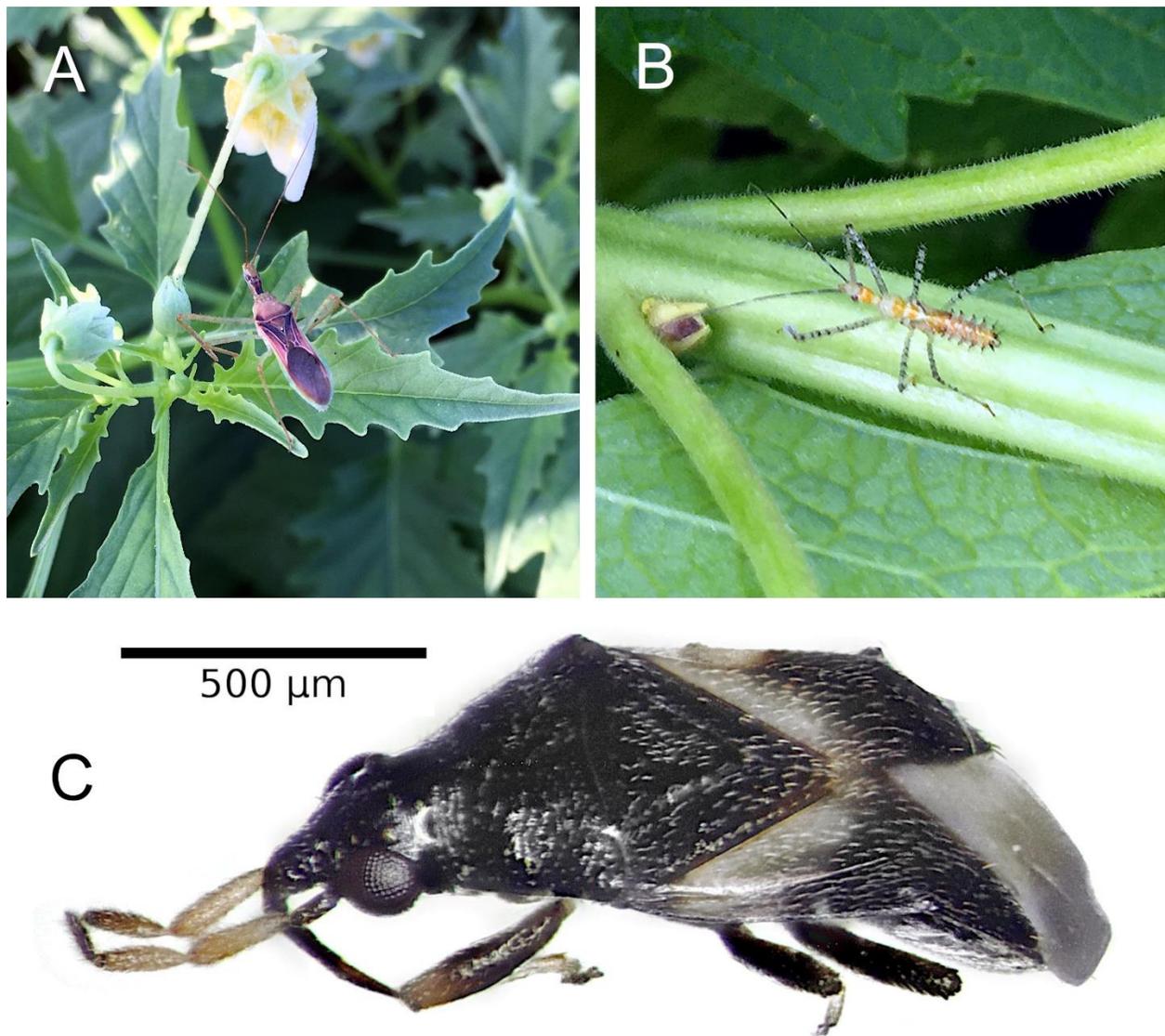
Holling tipo II con *P. xylostella* y *T. vaporariorum* como presa, además respuesta funcional Holling tipo III mostrada alimentándose de *M. persicae*; nos sugiere el buen aliado que sería *N. tenuis* de emplearse en programas de manejo integrado de *A. catalaunalis* en ajonjolí; asimismo lo documentado por Nakaishi *et al.*, (2011), donde dice que este depredador es posible criarlo masivamente sobre cultivo de ajonjolí sin necesidad de presas. En México, Pineda *et al.*, (2017) reportaron a esta especie por primera vez alimentándose de huevos y ninfas de *B. tabaci*, en tres estados del Noroeste, incluido Sinaloa, donde se realizó el presente estudio. Son innumerables los reportes de este depredador como enemigo natural de plagas de importancia agrícola alrededor del mundo; en este trabajo se asocia por primera ocasión a una especie de la familia Miridae, *Nesidiocoris tenuis* como depredador de estados inmaduros de *A. catalaunalis* en Sinaloa, México.



**Figura 2.14.** *Nesidiocoris tenuis* Reuter **A)** *N. tenuis* adulto y larva de *A. catalaunalis* depredada **B)** Ninfas de *N. tenuis* alimentándose de una larva de último instar-prepupa de *A. catalaunalis* **C)** Macho vista dorsal.

*Zelus renardii* Kolenati (Fig. 2.15A-B), *Sinea diadema* Fabricius (Reduviidae), *Orius tristicolor* White (Anthocoridae) (Fig. 2.15D), son conocidos comúnmente como chinches asesinas y pirata, depredadores polífagos y omnívoro, respectivamente, que contribuyen en la regulación de poblaciones plaga en un amplio rango de cultivos. *Z. renardii* y *S. diadema* se mostraron con menor abundancia en las colectas; la primera, en una realizada en Sinaloa y en una de Mocorito, y la segunda solo en una de El Fuerte y una de Sinaloa; mientras que *O. tristicolor* se encontró en los tres municipios, en una colecta por municipio, de El Fuerte y Mocorito, y en dos realizadas en Sinaloa (Cuadro 2.8). *Z. renardii* ha mostrado buena capacidad de colonización fuera de zonas nativas, con frecuencia se encuentra en áreas urbanas, además presenta gran eficiencia en la depredación y alta cantidad de fecundidad (Weirauch *et al.*, 2012). Ables (1978) documentó la diversidad de presas de *Z. renardii* sobre cultivo de algodón en Texas, USA; como insectos plaga: larvas y adultos de *Trichoplusia ni* Hubner, larvas de *Heliothis* sp. (Noctuidae), *Bucculatrix thurberiella* Busck (Bacculatricidae), *Pseudatomoscelis seriatus* Reuter (Miridae), adultos de dípteros y chicharritas; y también fauna benéfica: *Hippodamia convergens* Guérin-Méneville, *Chrysoperla* sp., *Chauliognathus* sp., arañas, abejas y avispas Braconidae y Encyrtidae. El éxito de caza de las especies del género *Zelus*, se atribuye a unas glándulas que secretan una sustancia pegajosa y setas especializadas presentes en las tibias anteriores de ninfas y adultos (Ables, 1978; Law y Sediqi, 2010; Zhang y Weirauch, 2013). *S. diadema* también se alimenta de diversidad de presas, entre ellas larvas de lepidópteros (Torre-Bueno, 1923; Knowton y Harmston, 1940), pulgones (Nielson y Henderson, 1959). En México, Salas-Araiza *et al.*, (2014) reportaron la presencia de *S. diadema* en cultivo de fresa en Irapuato, Guanajuato; y Barrera *et al.*, (2010) señaló a *Z. renardii* como enemigo natural de *Diaphorina citri* Kuwayama (Liviidae), en Yucatán, plaga de suma importancia económica en la citricultura.

*Orius tristicolor* es una especie omnívora al igual que *N. tenuis*, se puede alimentar de la planta hospedera y depredar un amplio rango de presas como: trips, mosquitas blancas, áfidos, ácaros y huevos y larvas de lepidópteros (Ehler y van den Bosch, 1974; Naranjo y Gibson, 1996). En México, está reportada como depredador de *Diuraphis noxia* Kurdjumov (Aphididae), en trigos del centro del centro del país (Robinson, 1992); asimismo en cultivo de algodón convencional y Bt, en la comarca lagunera (Ávila-Rodríguez *et al.*, 2019). En este estudio se reporta por primera ocasión la asociación de las especies *Z. renardii*, *S. diadema* y *O. tristicolor* como reguladores de poblaciones de *A. catalaunalis* en ajonjolí en Sinaloa, México.

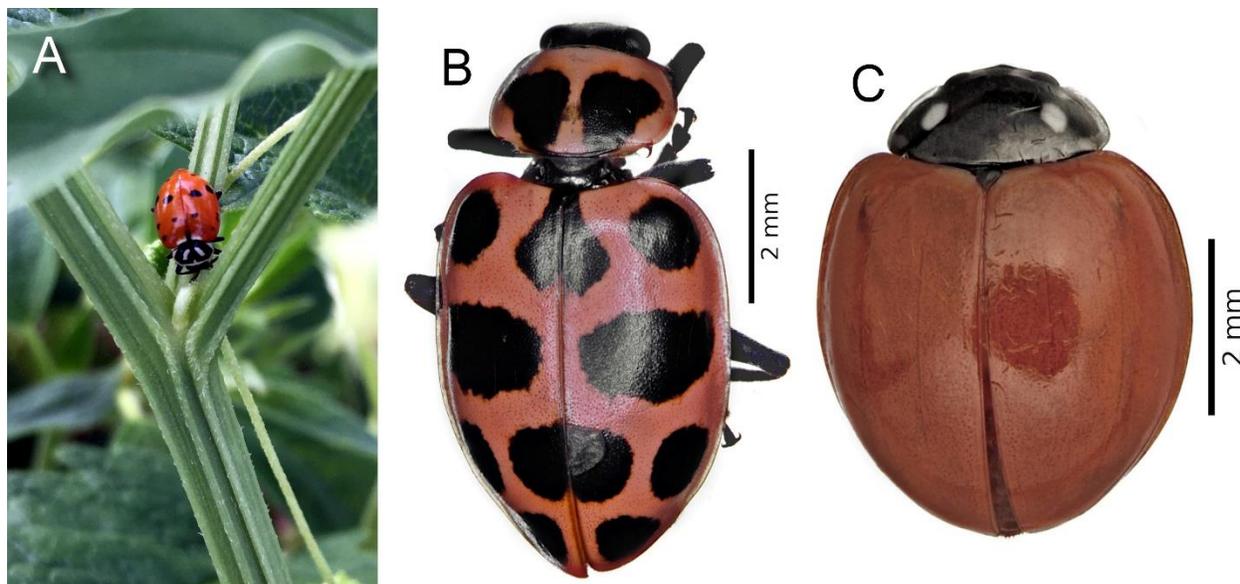


**Figura 2.15.** A) Adulto de *Zelus renardii* Kolenati B) Ninfa de *Z. renardii* C) Adulto de *Orius tristicolor* White.

Los coccinélidos son un grupo muy diverso de insectos del orden Coleoptera, ampliamente distribuidos alrededor del mundo. *Hippodamia convergens* Guerin-Meneville (Fig. 2.16A), *Coleomegilla maculata* DeGeer (Fig. 2.16B), *Cycloneda sanguinea* L. (Fig. 2.16C) (Coccinellidae), conocidos comúnmente como catarinas, son depredadores voraces principalmente

de áfidos, aunque se pueden encontrar en gran diversidad de agroecosistemas alimentándose de otras presas. En este estudio *H. convergens* se presentó con menor abundancia, sólo en dos colectas, una realizada por municipio, El fuerte y Sinaloa; seguido de *C. sanguinea* dos realizadas en El fuerte y una en Mocorito; mientras que *C. maculata* se encontró en los tres municipios, en una colecta de cada uno (Cuadro 2.8). Constituyen un importante factor en la regulación de plagas en agroecosistemas, mayormente favorecidos por técnicas para la conservación de la fauna benéfica, aunque también se emplean en programas de control biológico por aumento. Obrycky *et al.*, (2009) reportaron que los coccinélidos son el mayor recurso de depredación para obtener una alta mortalidad de áfidos en un número amplio de agroecosistemas. *H. convergens* y *C. sanguinea* son asociados más regularmente con miembros de la superfamilia Aphidoidea (Hemiptera) (Gordon, 1985); mientras que para *C. maculata* reportan un rango más amplio de presas como: áfidos, varios insectos, particularmente miembros de Chrysomelidae, ácaros (Tetranychidae) (Gordon, 1985; Groden *et al.*, 1990; Sebolt y Landis, 2004; Moser *et al.*, 2008), incluso se alimenta de polen, principalmente de maíz (Lundgreen *et al.*, 2004; 2005).

*H. convergens* se ha empleado como agente de control biológico por aumento de mucho tiempo atrás, se colectaban en los sitios de hibernación en las montañas de California para hacer liberaciones en campos de melón chino, como medida de control de *Aphis gossypii* Glover (Carnes, 1912); *Melanaphis sacchari* Zehntner (Aphididae), es una presa también preferida por *H. convergens* y *C. sanguinea*, con la reciente introducción de esta plaga a México (Rodríguez-del-Bosque y Terán, 2015), y su rápida dispersión, se ha hecho notar la presencia de estos dos depredadores en gran parte del país: en Morelos (Provisor-Bermúdez y López-Martínez, 2016); Nayarit (Rodríguez-Palomera *et al.*, 2016); Chiapas (Salas-Marina *et al.*, 2017); Puebla (Fortoul *et al.*, 2020); Tamaulipas (Rodríguez-Vélez *et al.*, 2016); y Sinaloa (López-Luque *et al.*, 2021). *C. sanguinea* ha sido documentada también como depredador de *Diaphorina citri* Kuwayama (Liviidae), plaga de suma importancia en la citricultura, en Yucatán, México (Lozano-Contreras *et al.*, 2012), Sinaloa (Cortez *et al.*, 2011), y Florida, USA (Michaud, 2002; 2004). A *C. maculata* se le ha asociado como depredador de algunos Chrysomelidae: *Leptinotarsa decemlineata* Say, plaga de importancia económica en cultivo de papa (Groden *et al.*, 1990), y *Galerucella californiensis* L., un escarabajo introducido en USA para combatir la planta semiacuática invasora *Lythrum salicaria* L. (Lythraceae).

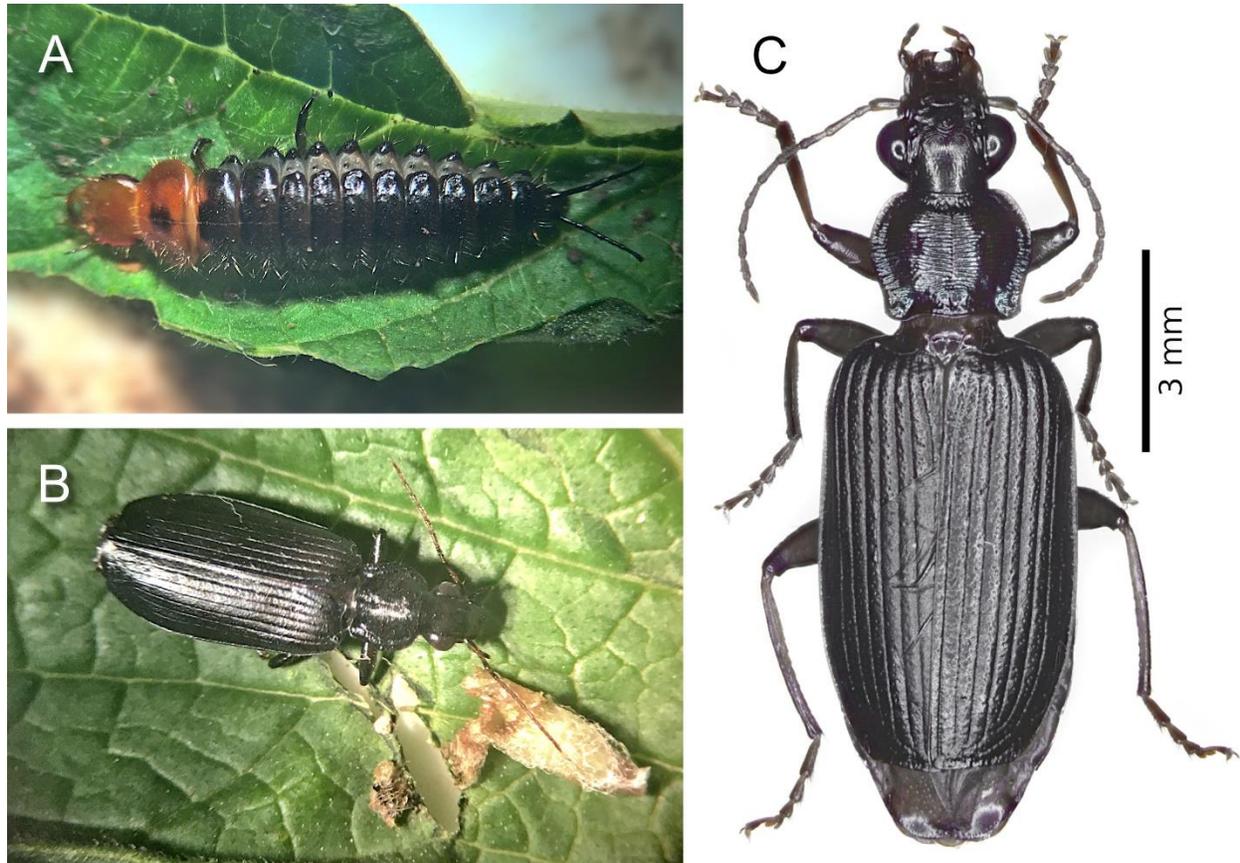


**Figura 2.16.** A) *Hippodamia convergens* Guerin-Meneville B) *Coleomegilla maculata* DeGeer vista dorsal C) *Cycloneda sanguinea* L. vista dorsal

*Calleida punctulata* Chaudoir (Fig. 2.17) (Carabidae) es conocido como escarabajo de tierra. Fue encontrado también como depredador en el cultivo de ajonjolí, particularmente larvas y pupas de *A. catalaunalis*. Este espécimen solo se capturó en Mocorito, en dos de las tres colectas realizadas (Cuadro 2.8), además fue común observar larvas y adultos durante los muestreos de incidencia temporal de la plaga. Son depredadores generalistas voraces, pueden llegar a consumir su propia masa corporal en presas diariamente (Forsythe, 1987; Thiele, 1977), habitan cerca del suelo pero pueden trepar árboles y arbustos en busca de alimento (Larson, 1969; Nicholls-Estrada, 2008); Chiverton (1988) sugirió que pueden detectar señales químicas de áfidos, una estrategia de alimentación común en este grupo de insectos (Lovei y Sunderland, 1996). Su dieta es diversa, sin embargo son depredadores principalmente de estados inmaduros de lepidópteros (Larson, 1969; Goyer y Lenhard, 1988; Braun *et al.*, 1990; Zhou *et al.*, 1993).

El hecho de que se haya encontrado a este coleóptero solo en El Salto, Mocorito, no es coincidencia, estudios señalan especímenes de Carabidae y Araneae como bioindicadores para determinar el grado de perturbación antrópica en los ecosistemas (Otavo *et al.*, 2013; Castiglioni *et al.*, 2017); y aunque este estudio se realizó en cultivo de ajonjolí, cabe señalar que el predio se ubicó cerca del bosque subtropical caducifolio (aproximadamente 1 km). Lo cual sugiere una ventaja para el cultivo de ajonjolí en esta zona; más aún si se emplean medidas de manejo para

aprovechar la fauna benéfica de parasitoides y depredadores, que habría sido más diversa y abundante sin la aplicación de insecticida de amplio espectro. En este estudio se reporta por primera ocasión a *Calleida punctulata* como depredador de *A. catalaunalis* en ajonjolí en Sinaloa, noroeste de México.



**Figura 2.17.** *Calleida punctulata* Chaudoir **A)** Larva de último instar **B)** Adulto alimentándose de una pupa de *A. catalaunalis* **C)** Adulto vista dorsal.

Los arácnidos (Araneae), son un grupo muy diverso y abundante de artrópodos depredadores terrestres, debido a esto y a que su dieta consiste casi exclusivamente de insectos, constituyen un importante factor de regulación de plagas en los agroecosistemas (Chiri, 1989), conocidos también como los mayores depredadores (Quijano-Cuervo *et al.*, 2021). El éxito de las arañas se debe a que han desarrollado una amplia cantidad de estrategias de cacería, aunque todas pueden producir tela araña, no todas la usan para cazar, como las tejedoras de telas orbiculares (Fig. 2.18A-B); las emboscadoras se camuflan para atacar a sus presas, ejemplo de ello, las arañas cangrejo de las flores (Fig. 2.18E-G); y las cazadoras activas, conocidas como acechadoras, se esconden y atacan a sus

presas sigilosamente, ejemplo de ello son las arañas lince verde (Fig. 2.18C-D) (Cardoso *et al.*, 2011).

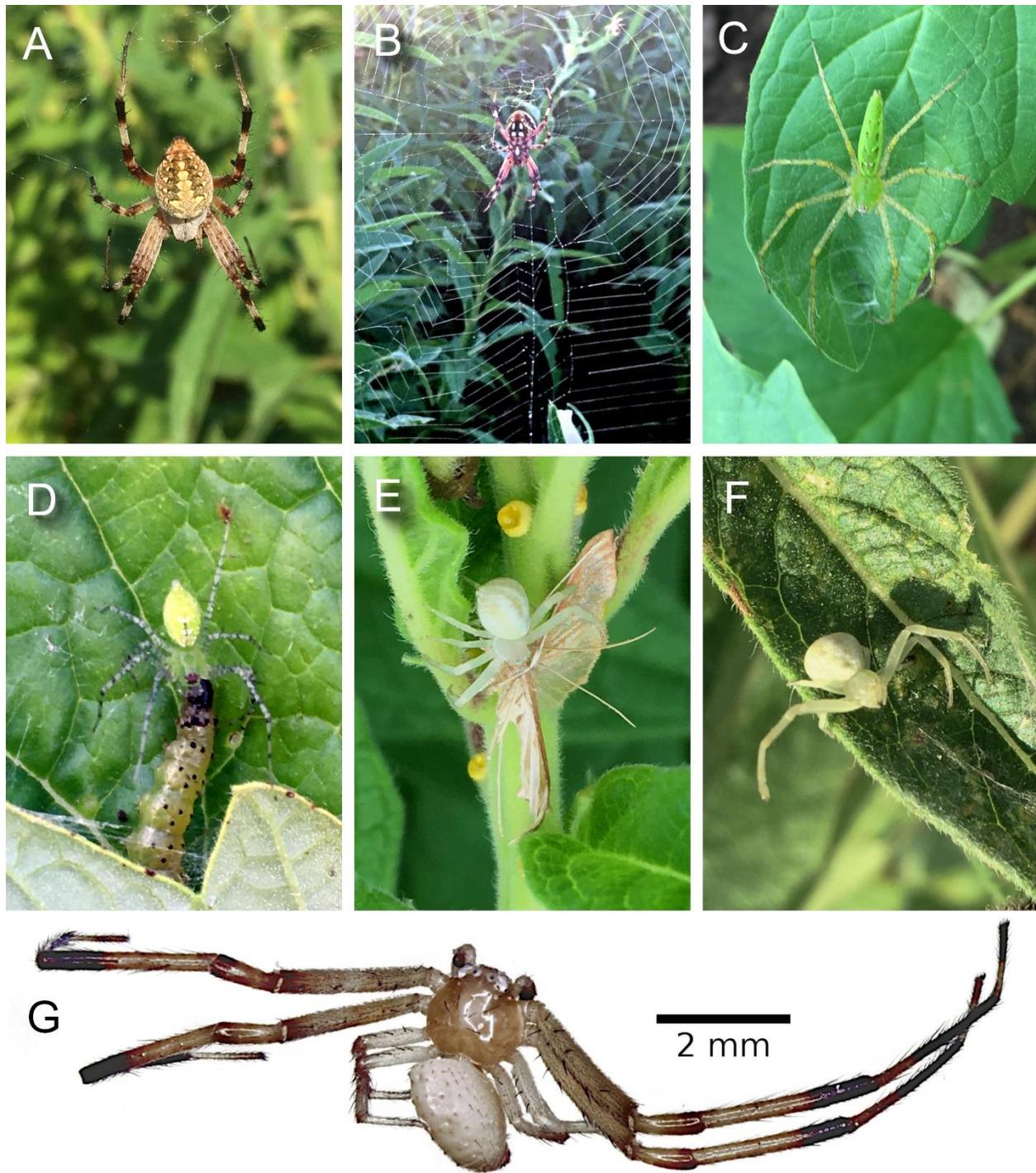
En este estudio se encontraron cuatro especies pertenecientes a tres familias: *Neoscona* sp. (Fig. 2.18A-B) (Araneidae), conocida como araña tejedora de telas orbiculares, se colectó en los tres municipios, aunque solo un ejemplar en una colecta por municipio, El Fuerte y Mocorito; mientras que en Sinaloa se encontraron dos ejemplares capturados por colecta, en tres de las cinco realizadas (Cuadro 2.8). Además se señala la particular abundancia de telas orbiculares de esta especie en este último municipio (Fig. 2.7), donde no se aplicaron insecticidas y se obtuvieron los porcentajes más bajos de infestación de larvas de *A. catalaunalis* en todo el ciclo del cultivo de ajonjolí. *Peucetia* sp. (Fig. 2.18C-D) (Oxyopidae), conocida como araña lince verde, resultó algo similar al caso anterior; un ejemplar en una colecta por municipio, El Fuerte y Mocorito; mientras que en Sinaloa se capturó en cuatro de las cinco realizadas (Cuadro 2.8). *Mecaphesa* sp. (Fig. 2.18E-G) (Thomisidae), conocida como araña cangrejo de las flores; esta especie se presentó con mayor abundancia, se capturó en casi todas las colectas realizadas, excepto en una de Mocorito.

Los especímenes del tipo tejedoras de telas araña, como *Neoscona* sp. (Fig. 2.18A-B), familia Araneidae, entre otras familias, poseen algunas ventajas de aquellas que no emplean esta estrategia de casa, pueden capturar más insectos de los que pueden consumir cuando una especie es particularmente abundante, como plagas generalmente, estas muerden las presas, las envuelven y almacenan, aunque no las consuman, llamado efecto de no consumo (Pérez-de La Cruz *et al.*, 2007; Michalko *et al.*, 2019a; 2019b); o bien las mismas telarañas capturan insectos, aún después que las arañas que las habitan están saciadas (Chiri, 1989).

Chiri (1989) señaló algunas de las desventajas del empleo de arácnidos en el manejo de plagas agrícolas: son generalistas, no se especializan en la regulación de una determinada especie, por ello no responden numéricamente a los cambios de densidad poblacional de sus presas (Respuesta numérica); también señala que en particular las arañas tejedoras, pueden aumentar el consumo de presas, a medida que aumenta la densidad poblacional de estas (Respuesta funcional), pero no se cumple con el resto de arañas. Según Huffaker *et al.*, (1971); De Bach y Rosen (1991), esta interacción densidad-dependiente, que se intensifica y se relaja de acuerdo con la densidad de la plaga, debería ser una de las características más deseadas en los agentes de control biológico. Estos depredadores son buenos colonizadores, sin embargo la corta duración de muchos cultivos, entre ellos ajonjolí, donde se realizó este estudio, además la aplicación frecuente de insecticidas, no

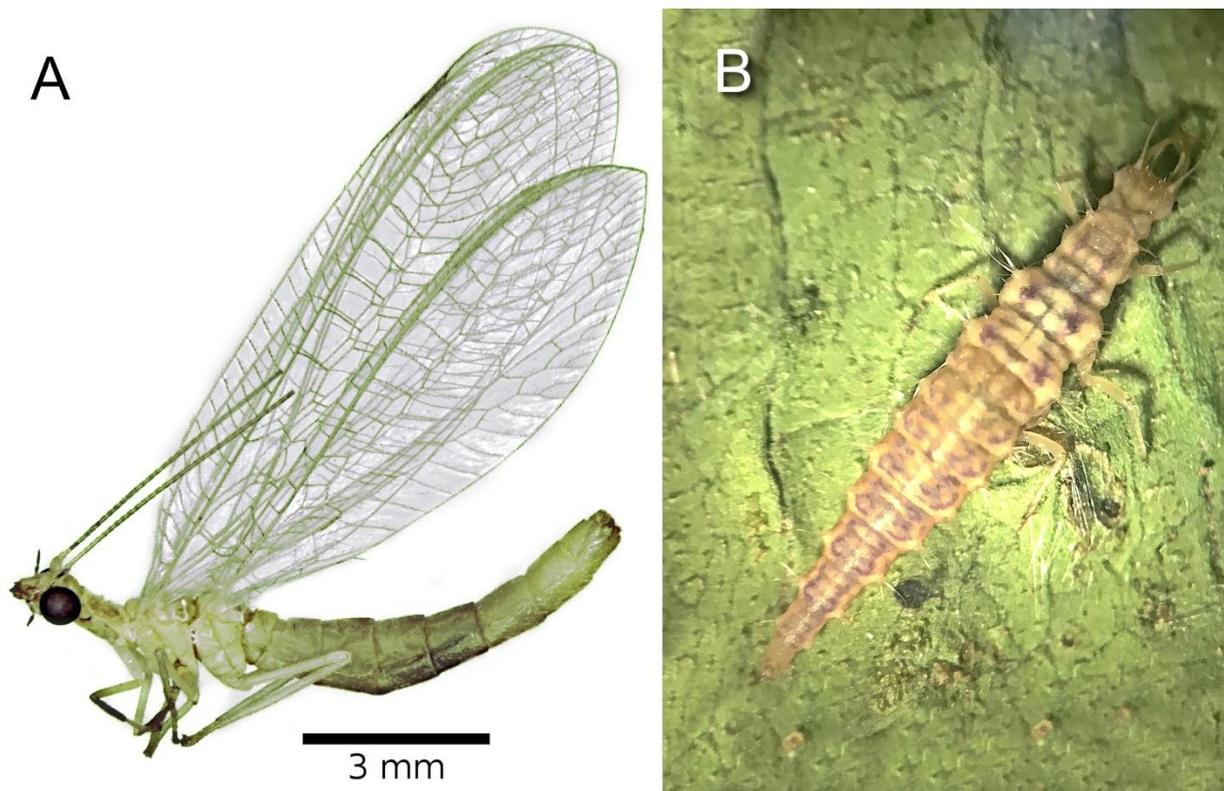
permite que alcancen un alto nivel de diversidad y abundancia. Benamú *et al.*, (2010); (2017a); (2017b) documentaron que los agroquímicos pueden modificar las propiedades fisicoquímicas de la seda que producen algunas especies; incluso reducir la capacidad y efectividad del consumo de presas (Lacava *et al.*, 2021); asimismo producir cambios en su comportamiento y capacidad de reproducción (Pekár, 2012).

Se han realizado estudios de incidencia de estos depredadores en cultivos de ajonjolí, en la India todos ellos, con presencia de especímenes de Araneidae, Oxyopidae y Salticidae (Sasikumar y Kumar, 2012; Thangjam y Vastrad, 2018; Naveen *et al.*, 2019) (Cuadro 2.2); en el presente estudio se reporta por primera ocasión la presencia de *Neoscona* sp., *Peucetia* sp. y *Mecaphesa* sp. en cultivos de ajonjolí en Sinaloa, Noroeste de México. Asimismo, con datos de densidad poblacional se señala la particular abundancia de *Neoscona* sp. y *Mecaphesa* sp. (Cuadro 2.8), que podrían ser uno de los factores de regulación más importantes de las plagas presentes en este cultivo en la región; más aún si se emplean tácticas de conservación y manipulación de hábitats, y así favorecer la diversidad y abundancia de la fauna benéfica de parasitoides y depredadores.



**Figura 2.18.** A, B) Adultos de *Neoscona* sp. sobre telarañas C) Adulto de *Peucetia* sp. D) Ninfa de *Peucetia* sp. alimentándose de una larva grande de *A. catalaunalis* E) Adulto hembra de *Mecaphesa* sp. alimentándose de un adulto de *A. catalaunalis* F) Adulto hembra de *Mecaphesa* sp. G) *Mecaphesa* sp. macho vista dorsal

*Chrysoperla rufilabris* Burmeister (Fig. 2.19) (Chrysopidae), es un depredador generalista que se puede encontrar en un amplio rango de agroecosistemas; se alimenta generalmente de insectos de cuerpo blando (Tauber y Tauber, 1983). En México ha sido reportado como depredador principalmente pulgones; en cítricos en Tamaulipas (Gaona-García *et al.*, 2000); en Sinaloa del pulgón amarillo del sorgo (Cortez-Mondaca *et al.*, 2016a); mosquita blanca en cultivo de soya (Cortez-Mondaca *et al.*, 2008); y como enemigo natural del psilido asiático de los cítricos (Cortez-Mondaca *et al.*, 2011; 2016b). Sin embargo, en un estudio de laboratorio realizado en Texas, Nordlund y Morrison (1990) reportaron que *C. rufilabris* prefirió larvas chicas de *Heliothis virescens* F. en lugar de *Aphis gossypii* F. como presas, sugieren que se debe a la necesidad de nutrientes de las larvas de las crisopas; fue también señalado como depredador de masas de huevos y larvas de *Spodoptera exigua* Hubner en Georgia, USA (Ruberson *et al.*, 1994). Lo que sugiere que los lepidópteros pueden ser presa de estos depredadores. En este estudio se reporta por primera ocasión la asociación de *Chrysoperla rufilabris* como depredador de *A. catalaunalis* en cultivo de ajonjolí en Sinaloa.



**Figura 2.19.** *Chrysoperla rufilabris* Burmeister A) Adulto de *C. rufilabris* B) Larva de *C. rufilabris*

#### 2.4.9.4. Resumen del complejo de depredadores

En total se presentan 13 especies de entomófagos asociados a *Antigastra catalaunalis*, plaga principal del cultivo de ajonjolí en el norte de Sinaloa. *Nesidiocoris tenuis* Reuter (Fig. 2.14) (Miridae), fue el ejemplar que se presentó con mayor abundancia en las colectas, 87 ejemplares en total, 45 en El Fuerte, 38 en Sinaloa y cuatro en Mocorito (Cuadro 2.8); seguido de *Mecaphesa* sp. (Fig. 2.18E-G) (Thomisidae), con 58 ejemplares, 21 en El Fuerte, 40 en Sinaloa y cuatro en Mocorito. Los especímenes que sucedieron en abundancia fueron *Peuceitia* sp. (Fig. 2.18B-C) (Oxyopidae), y *Neoscona* sp. (Fig. 2.18A-B) (Araneidae), nueve y ocho ejemplares, respectivamente (Cuadro 2.8). Curiosamente las tres especies de arañas destacaron en abundancia, solo por debajo de *Nesidiocoris tenuis*; además todas las especies sobresalieron en abundancia en Sinaloa, predio con menor registro de incidencia de larvas de la plaga. Esto sugiere la posibilidad de que en general la acción de las arañas como reguladores de poblaciones de *A. catalaunalis* sea más efectiva en comparación con el complejo de parasitoides. En particular a su éxito como depredadores, debido a una amplia cantidad de estrategias de cacería que han desarrollado, aunque todas pueden producir tela araña, no todas la usan para cazar, como las tejedoras de telas orbiculares; las emboscadoras se camuflan para atacar a sus presas, ejemplo de ello, las arañas cangrejo de las flores; y las cazadoras activas, conocidas como acechadoras, se esconden y atacan a sus presas sigilosamente, ejemplo de ello son las arañas lince verde (Cardoso *et al.*, 2011).

*Nesidiocoris tenuis* es otro excelente aliado que sería factible considerar en el manejo de *A. catalaunalis* en ajonjolí; debido a su capacidad de alimentarse de insectos o bien, de tejidos de las plantas que los hospedan en ausencia de presas, principalmente de polen (Naranjo y Gibson, 1996); su abundante presencia en el cultivo, sin necesidad de liberaciones masivas, al menos en dos predios. Y una cualidad particular tratándose de la plaga en mención, la buena aceptación de estados inmaduros de lepidópteros como presas; con reportes de depredación de varias especies de lepidópteros de importancia económica para la agricultura (Ayala *et al.*, 1982; Devi *et al.*, 2002; Mollá *et al.*, 2009).

Otro de los especímenes entomófagos destacado es *Calleida punctulata* Chaudoir (Fig. 2.17) (Carabidae), sólo se encontró un ejemplar por colecta, en dos de las realizadas en El Salto, Mocorito (Cuadro 2.8). Su presencia solo en este predio, posiblemente se deba a la cercanía del predio con el bosque subtropical caducifolio de  $\pm 1$  km, ya que estos escarabajos habitan generalmente entre la corteza de vegetación leñosa y matorrales (Casale, 2008). Los Carabidae son depredadores

voraces, pueden llegar a consumir su propia masa corporal en presas diariamente (Thiele, 1977; Forsythe, 1987), habitan cerca del suelo pero pueden trepan árboles y arbustos en busca de alimento (Larson, 1969; Nicholls-Estrada, 2008). Una de las características que los convierte en aliados en el manejo de *Antigastra catalaunalis* en ajonjolí, es que son depredadores principalmente de estados inmaduros de lepidópteros (Larson, 1969; Goyer y Lenhard, 1988; Braun *et al.*, 1990; Zhou *et al.*, 1993). Habría sido mayor su abundancia al menos en El salto, sin embargo las aplicaciones de insecticida interfieren con el arribo y establecimiento de la fauna benéfica en los cultivos; que en ocasiones pueden proveer beneficios contra el manejo de las plagas. A pesar de que en Agua Fría, Sinaloa, no se hicieron aplicaciones de insecticidas, y en El Carrizo, El Fuerte, se realizó una, no se encontró a *C. punctulata*; con una distancia de  $\pm 3.7$  km y  $\pm 2.4$  km del bosque subtropical caducifolio; lo que sugiere que estos escarabajos no habitan ambientes con una mayor perturbación antropogénica, ya que estos últimos predios se ubicaron más adentro en los valles agrícolas.

## 2.5 CONCLUSIONES

En este estudio se obtuvieron resultados variados en cuanto a la distribución estacional de *Antigastra catalaunalis*; influye en ello principalmente el empleo del control químico como medida de manejo, así como la diversidad y la abundancia de sus enemigos naturales en la región (Cuadros 2.6 y 2.8). Por datos de El Salto, Mocorito, el empleo de insecticidas en etapas tempranas del cultivo no es recomendable para el manejo de esta plaga, debido a que es el periodo crítico del arribo y establecimiento de la fauna benéfica de parasitoides y depredadores; de no permitir esto, trae como consecuencias, lidiar con la plaga sólo mediante el control químico, costos de producción elevados, o bien perder el cultivo por severas afectaciones del cultivo. En el Carrizo, El Fuerte, se permitió el establecimiento de los enemigos naturales de *A. catalaunalis*; 44 días después de la siembra se realizó la primera y única aplicación de insecticida, lo cual permitió cosechar el cultivo sin gastos elevados por manejo de plagas. Lo observado en Agua Fría, Sinaloa, sería lo óptimo para el manejo de esta plaga; el no uso de insecticidas a menos que sea necesario, permite una actividad mayor de los entomófagos que dominan en los agroecosistemas. Por ello la necesidad de monitorear el cultivo, y definir la acción que ejercen los insectos y demás artrópodos que ahí se encuentran.

En cuanto al mayor pico poblacional en El Carrizo, con un 60% de plantas infestadas; con mayor incidencia de larvas encontradas alimentándose en el follaje 0.61; y 0.18 en botones florales, esto

en la primera semana de septiembre; se sugiere evitar una infestación superior a la mencionada anteriormente sobre follaje; debido a la afectación que esta puede ocasionar en el ápice de las plantas. Lo cual genera el atrofiado de los mismos, lo que se reflejaría en la producción, con una menor cantidad de plantas en cosecha.

Las etapas críticas de la distribución estacional de larvas de *Antigastra catalaunalis* serían: la primera semana de septiembre con el inicio de la floración; la última de septiembre y primera de octubre, ya que aún hay formación de botones florales, abundancia de cápsulas en formación y otras más en llenado de las semillas, estos son los órganos como alimento preferido por las larvas.

La Temp min (°C) ( $r=-0.766$ ), y Prec (mm) ( $r=-0.461$ ) del predio El Salto, tuvieron una correlación negativa significativa, y correlación negativa moderada, con la incidencia de la plaga, respectivamente. Mientras que para el predio Agua Fría, la Temp max (°C) ( $r=-0.428$ ), y Prec (mm) ( $r=-0.428$ ), presentaron una correlación negativa moderada con la incidencia de la plaga (Cuadro 2.5). El temporal de lluvias de 2020 inició tarde, y además fueron relativamente escasas en comparación con años anteriores. La escasez de lluvia es un factor que potencia la elevada incidencia de la plaga, como se aprecia en los predios El Salto y Agua Fría, con una correlación negativa moderada con la incidencia de larvas de *A. catalaunalis*.

En cuanto a los porcentajes de parasitismo de larvas y pupas de *A. catalaunalis* por predio, estadísticamente no se encontró evidencia que sugiera diferencia significativa entre las medias para los tres predios, esto a pesar de que en El Carrizo destacaron los parasitoides de larvas, y en Agua Fría los parasitoides obtenidos de pupas; además para el Salto ambos grupos de parasitoides registraron baja presencia, esto posiblemente por el empleo de insecticidas desde etapas tempranas del cultivo. *Habrobracon platynotae* Cushman (Fig. 2.8) (Braconidae) fue el parasitoide más destacado en abundancia y prevalencia en todo el ciclo del cultivo (Cuadros 2.6 y 2.8). Es un ectoparasitoide gregario de larvas con buenas aptitudes para ser considerado como candidato a estudios de laboratorio y campo, con la finalidad de emplearlo como agente de control biológico por aumento en cultivo de ajonjolí, además de que se ha colectado también sobre *Pectinophora gossypiella* Saunders (Gelechiidae) en algodónero en Durango, México (Muesebeck, 1925). Mientras que *Conura maculata* Fabricius (Fig. 2.12 C-D) (Chalcididae) fue el parasitoide de pupas con más abundancia en las colectas (Cuadros 2.6 y 2.8).

La presencia de depredadores fue diversa y abundante al menos en dos de los tres predios. Sin embargo, para el predio Agua Fría la incidencia de arañas fue elevada en comparación con los otros

predios (Cuadro 2.8) y (Fig. 2.7). Si bien *Mecaphesa* sp. (Fig. 2.18 E-G) (Thomisidae), fue el ejemplar con mayor abundancia en las colectas (Cuadro 2.8), predominaron las telas araña de *Neoscona* sp. en todo el ciclo del cultivo, con una media de 6.1 telas araña por cada 10 m (Fig. 2.7), estadísticamente diferente a las medias registradas en los otros predios. Lo cual ubica al complejo de depredadores con una mejor posición contra la incidencia de *A. catalaunalis*, a lo que es el complejo de parasitoides. Otra ventaja que ofrecen los arácnidos reportados aquí; es lo observado en el predio El Salto, debido a las dos aplicaciones de insecticidas se registraron los parasitoides con menos abundancia que los depredadores; evidencia de que este grupo de entomófagos sufre una mayor afectación por el control químico de plagas.

Del complejo de parasitoides se destaca la abundancia de *Habrobracon platynotae* Cushman en los tres predios, y con prevalencia en todo el ciclo del cultivo. Y en lo general considerar al menos seis de las siete especies de parasitoides aquí reportados, como un complemento más a favor del manejo integrado de *Antigastra catalaunalis* en ajonjolí; con el empleo de medidas de manejo menos nocivas para la presencia de esta fauna. Del complejo de depredadores se destaca la abundancia del zoofitófago *Nesidiocoris tenuis* y la araña *Mecaphesa* sp., al menos en dos de los tres predios. Y en particular la colonización del predio Agua Fría, por parte de la araña *Neoscona* sp.; un espécimen que sin duda marca diferencia entre los depredadores. En el caso de El Salto, la presencia de *Calleida punctulata*, igual un voraz depredador generalista con preferencia en estados inmaduros de lepidópteros.

## 2.6 LITERATURA CITADA

- Ables, J. R. 1978. Feeding Behavior of an Assassin Bug, *Zelus renardii*, Annals of the Entomological Society of America. 71(4): 476–478. <https://doi.org/10.1093/aesa/71.4.476>.
- Ahirwar, M., P. Gupta, and S. Banerjee. 2010. Bioecology of leaf roller/capsule borer *Antigastra catalaunalis* Duponchel. Advances in Bio Research. 1(2):90-104.
- Ahirwar, R. M., S. Banerjee, and M. P. Gupta. 2009. Seasonal incidence of insect pests of sesame in relation to abiotic factors. Annals of Plant Protection Sciences. 17(2):351-356.
- Ahuja, D. B. 1999. Economic threshold level for leaf webber and capsule borer (*Antigastra catalaunalis*) on sesame in Ariel region of Rajasthan, Indian Journal of Agriculture Science. 69(1):65-66.
- Alam, M. M. 1982. Cabbage pests and their natural enemies in Barbados. W.I. Proc. 18th CFCS annual meeting in Barbados. pp. 307-319.

- Alam, M. M. 1989. Vegetable pests and their natural enemies in Barbados. Proc. 22nd CFCS annual meeting in St. Lucia, 1986 Vol. XXII. pp. 295-302.
- Arthur, A. P. 1958. Development, behavior, and descriptions of immature stages of *Spilochalcis side* (Walk.) (Hymenoptera: Chalcididae). Canadian Entomologist. 90: 590-595.
- Ávila-Rodríguez, V., U. Nava-Camberos, J. L. García-Hernández, J. L. Martínez-Carrillo, and C.A. Blanco. 2019. Insect Diversity in Conventional and Bt Cottons in the Comarca Lagunera, Mexico. Southwestern Entomologist. 44(2): 383-392.
- Ayala J. L., H. Grillo, y E. R. Vera. 1982. Enemigos naturales de *Heliothis virescens* (Fabricius) (Lepidoptera, Noctuidae) en las provincias Centrales de Cuba. Centro Agrícola. 9(3):3-14.
- Barrera J. F., J. Gómez-Ruiz, and J. Herrera-Muñoz. 2010. Biología y método de cría de *Zelus renardii* (Hemiptera: Reduviidae), enemigo natural de *Diaphorina citri* (Hemiptera: Psyllidae). 1er simposio nacional sobre investigación para el manejo del psílido asiático de los críticos y el Huanglongbing en México, 278-291. INIFAP, Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias.
- Baskaran, R. K. M, and S. Thangavelu. 1991. Biological control of *Antigastra*. Some observation of incidence of Sesame shoot webber *Antigastra catalaunalis* (Dup.) and its parasitoid *Trathala flavo-orbitalis* Cameron. Sesame and Safflower Newsletter. 6:8-10.
- Baskaran, R. K. M., and S. Thangavelu. 1990. Studies on the incidence of sesame shoot webber, *Antigastra catalaunalis* Duponchel and its parasitoid *Trathala flavo-orbitalis* Cameron. Sesame and Safflower Newsletter. 5: 29-32.
- Behera, P. K. 2011. *Trathala flavo-orbitalis*, natural enemy of sesame shoot webber and capsule borer in Coastal Odisha. Insect Environment. 17(3): 133-134.
- Benamú, M. A., M. Lacava, L. F. García, M. Santana, J. Fang, X. Wang, and S. J. Blamires. 2017b. Nanostructural and mechanical property changes to spider silk as a consequence of insecticide exposure. Chemosphere. 181: 241–249. <https://doi.org/10.1016/j.chemosphere.2017.04.079>.
- Benamú, M. A., M. I. Schneider, and N. E. Sánchez. 2010. Effects of the herbicide glyphosate on biological attributes of *Alpaida veniliae* (Araneae, Araneidae), in laboratory. Chemosphere. 78: 871-876, [10.1016/j.chemosphere.2009.11.027](https://doi.org/10.1016/j.chemosphere.2009.11.027).
- Benamú, M. A., M. Lacava, L. F. García, M. Santana, and C. Viera. 2017a. Spiders associated with agroecosystems: roles and perspectives. C. Viera, M. Gonzaga (Eds.), Behavior and Ecology of Spiders: Contributions from the Neotropical Region, Springer, Cham. pp. 275-302, [10.1007/978-3-319-65717-2\\_11](https://doi.org/10.1007/978-3-319-65717-2_11).
- Berta D. C, M. V. Colomo, L. Valverde, S. M. Romero, y M. Dode. 2009. Aportes al conocimiento de los parasitoides de larvas de Noctuidae (Lepidoptera) en el cultivo de soja en Tucumán, Argentina. Acta Zoologica Lilloana. 53: 16–20.

- Bhatnagar, V. S., and J. C. Davies. 1979. Arthropod endoparasites of insect pests (excluding *Heliothis* spp.) recorded at ICRISAT Center Andhra Pradesh, India, 1974-1979. Progress Report 3: 17 pp.
- Biswas, G. C., S. M. H. Kabir, and G. P. Das. 2001. Insect pests of sesame, *Sesamum indicum* Linn. in Bangladesh, their succession and natural enemies. Indian J. Ent. 63: 117-124.
- Bodkin, F. 1917. *Chalcis annulata*, Trans. Ent. Soc. p. 320.
- Boucek, Z., and J. A. Halstead. 1997. Chalcididae. Pages 151–164 in Annotated keys to the genera of Nearctic Chalcidoidea (Hymenoptera) (G. A. P. Gibson, J. T. Huber, and J. B. Woolley, editors). NRC Research Press, Ottawa, Ontario, Canada.
- Braun, D. M., R. A. Goyer, and G. J. Lenhard. 1990. Biology and mortality agents of the fruittree leafroller (Lepidoptera: Tortricidae), on baldcypress in Louisiana. J. Entomol. Sci. 25:176-184.
- Brooks, S. J., 1994. A taxonomic review of the common green lacewing genus *Chrysoperla* (Neuroptera: Chrysopidae). Bulletin of the British Museum (Natural History), Entomology. 63: 137–210.
- Burks, B. D. 1940. Revision of the chalcid-flies of the tribe Chalcidini in America north of Mexico. Proc. U.S. Nat. Mus. 88: 339-340.
- Calvo, J., K. Bolckmans, P. Stansly, and A. Urbaneja. 2009. Predation by *Nesidiocoris tenuis* on *Bemisia tabaci* and injury to tomato. BioControl 54, 237–246.
- Cardoso, P., S. Pekár, R. Jocqué, and J. A. Coddington. 2011. Global patterns of guild composition and functional diversity of spiders. PLoS ONE. 6(6). <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0021710>.
- Carnes, E. K. 1912. Collecting ladybirds (Coccinellidae) by the ton California State Commission of Horticulture. Monthly Bulletin. pp. 71-81.
- Casale, A. 2008. Two new *Calleida* species from Mexico (Coleoptera, Carabidae, Lebiini), Annals of Carnegie Museum 77(1): 25-29.
- Castiglioni, E., L. García, J. Burla, N. Arbulo, y C. Fagúndez. 2017. Arañas y carábidos como potenciales bioindicadores en ambientes con distinto grado de intervención antrópica en el este uruguayo: un estudio preliminar. Rev. del Laboratorio Tecnológico del Uruguay (INNOTEC) No. 13. Pp 106 – 114.
- Chadha, S. S. 1974. Effect of some climatic factors on the fluctuation of populations of *Antigastra catalaunalis* Duponchel [Lepidoptera: Pyralidae] a pest of *Sesamum indicum* L. Samaru Misc. Paper No. 48: 23 pp.
- Cheema, J. S. and G. Singh. 1987. Biology of Sesame Leaf Webber and Capsule Borer, *Antigastra catalaunalis* (Duponchel) (Pyralidae: Lepidoptera) in Punjab. Journal of Research, Punjab Agricultural University, 24, 65-74.

- Chiri, A. 1989. Las arañas: Biología hábitos alimenticios e importancia como depredadores generalizados. Manejo Integrado de plagas, Turrialba Cosa Rica P.91.
- Chiverton, P. A. 1988. Searching behavior and cereal aphid consumption by *Bembidion lumpros* and *Pterosrichus cupreus*, in relation to temperature and prey density. *Entomol. Exp. Appl.* 47: 173-82.
- Choudhary, M. D, K. C. Kumawat, R. G. Samota, and T. Bajaya. 2017b. Efficacy of different insecticides against leaf and capsule borer, *Antigastra catalaunalis* (Dup.) infesting sesame, *Sesamum indicum* (Linn.). *Journal of Pharmacognosy and Phytochemistry.* 6(4): 1228-1232.
- Choudhary, M. D, K. C. Kumawat, R. G. Samota, and T. Bajaya. 2017c. Evaluation of sequences of integrated pest management practices against sesame Leaf and Capsule Borer, *Antigastra catalaunalis*. *Journal of Pharmacognosy and Phytochemistry.* 6(4):1440-1444.
- Choudhary, M. D., K. C. Kumawat, and M. K. Yadav. 2017a. Bionomics of leaf and capsule borer, *Antigastra catalaunalis* (dup.) infesting sesame, *Sesamum indicum* (Linn.). *Journal of Pharmacognosy and Phytochemistry.* 6(4): 736–739.
- Choudhary, R., K. M. Singh, and R. N. Singh. 1986. Pest complex and succession of insect pests in *Sesamum indicum* (Linn). *Indian J Ent.* 48(4):428-434.
- Cortez M., E., A. N. E. Lugo, M. J. Pérez, y S. M. A. Apodaca. 2011. Primer reporte de enemigos naturales y parasitismo sobre *Diaphorina citri* Kuwayama en Sinaloa, México. *Revista Científica UDO Agrícola.* 11(1):97-103.
- Cortez-Mondaca E., J. I. López-Arroyo, L. Rodríguez-Ruíz, M. P. Partida-Valenzuela, y J. Pérez-Márquez. 2016b. Especies de Chrysopidae asociadas a *Diaphorina citri* kuwayama en cítricos y capacidad de depredación en Sinaloa, México. *Revista mexicana de ciencias agrícolas.* 7(2): 363-374.
- Cortez-Mondaca E., M. López-Buitimea, J. I. López-Arroyo, F. J. Orduño-Cota, y G. Herrera-Rodríguez. 2016a. Especies de Chrysopidae Asociadas al Pulgón del Sorgo en el norte de Sinaloa, México. *Southwestern Entomologist.* 41(2). 541-545. <https://doi.org/10.3958/059.041.0222>.
- Cortez-Mondaca E., y J. Macías-Cervantes. 2007. Parasitismo natural de la palomilla dorso de diamante *Plutella xylostella* L. en canola (*Brassica napus* L.) en el norte de Sinaloa, México. *Agrociencia.* 41: 347-354.
- Cortez-Mondaca, E., F. J. Orduño-Cota, and M. López-Buitimea. 2008. Species of Chrysopidae associated with whiteflies in soybean in northern Sinaloa, Mexico. *Southwest. Entomol.* 3: 153-155.
- Couri, M. S., M. T. Tavares, and R. R. Stenzel. 2006. Parasitoidism of chalcidid wasps (Hymenoptera, Chalcididae) on *Philornis* sp. (Diptera, Muscidae). *Brazilian Journal of Biology.* 66: 553–557. <https://doi.org/10.1590/S1519-69842006000300022>.

- Cushman, R. A. 1914. A revision of the North American species of the Braconid genus *Habrobracon* Johnson (Ashmead). Proceedings of the Entomological Society of Washington. 16(3): 99-108.
- Darling, D. C. 1997. Perilampidae. In Annotated keys to the genera of Nearctic Chalcidoidea (Hymenoptera). Edited by G.A.P. Gibson, J.T. Huber, and J.B. Woolley, NRC Research Press, Ottawa, Ont. pp. 534–540.
- Dasch, C. E. 1979. Ichneumon-flies of America north of Mexico: 8. Subfamily Cremastinae. Memoirs of the American Entomological Institute. 29: 1–702.
- De Bach, P., and D. Rosen. 1991. Biological control by natural enemies. Cambridge University Press, UK, 440 pp.
- De Prins, J., and W. De Prins. 2011-2021. Afromoths, online database of Afrotropical moth species (Lepidoptera). World Wide Web electronic publication. (<http://www.afromoths.net>) [20/05/2021].
- Delvare, G. 1993. Les Chalcididae (Hymenoptera) d'importance économique dans les palmeraies d'Amérique tropicale. Bulletin de la Société entomologique de France. 97(4):349–372.
- Devi, P. K., D. N. Yadav, and A. Jha. 2002. Role of *Nesidiocoris tenuis* Reuter (Hemiptera: Miridae) in natural suppression of tomato fruit borer, *Helicoverpa armigera* (Hübner) (Lepidoptera: Noctuidae). Pest Management in Horticultural Ecosystems. 8(2):109–113.
- Diaz, R., K. Hibbard, A. Samayoa, and W. A. Overholt. 2012. The arthropod community associated with tropical soda apple and natural enemies of *Gratiana boliviana* (Coleoptera: Chrysomelidae) in Florida. Florida Entomol. 95: 228-232.
- Diaz, R., V. Manrique, K. Hibbard, A. Fox, A. Roda, D. Gandolfo, F. Mckay, J. Medal, S. Hight, and W.A. Overholt. 2014. Successful biological control of Tropical Soda Apple (Solanales: Solanaceae) in Florida: A review of key program components. Florida Entomologist 97:179–190.
- Din-Gurs, S., T. Husain. 1997. A note on natural enemies of *Antigastra catalaunalis* a major pest of sesamum. Shashpa. 4(2):167-168.
- Doner, M. H. 1936. Hymenopterous parasites of *Coleophora pruniella* Clemens, and parasites recorded from other Species of Coleophora. Annals of Entomological Society of America. 29: 224-244.
- Egonyu, J., S. Kyamanywa, and C. Sekabembe. 2009. Natural enemies of sesame webworm and the effect of additive intercropping on its incidence in Uganda. Journal of Applied Biosciences. 18:1019-1025.
- Ehler, L. E., and R. van den Bosch. 1974. An analysis of the natural biological control of *Trichoplusia ni* (Lepidoptera: Noctuidae) on cotton in California. Can. Entomol. 106: 1067-73.

- El-Basha, N. 2015. Developmental and Reproductive Biology of the Ecto-larval Parasitoid *Bracon hebetor* Say (Hymenoptera: Braconidae) on Sesame Capsule Borer, *Antigastra catalaunalis* (Duponchel) (Lepidoptera: Pyralidae). Egyptian Academic Journal of Biological Sciences. A, Entomology. 8(3): 69–78. <https://doi.org/10.21608/eajbsa.2015.12870>.
- El-Basha, N. 2016. Seasonal Occurrence of the Sesame Capsule Borer, *Antigastra catalaunalis* (Duponchel) and Parasitism Rate of the Ecto-larval Parasitoid *Bracon hebetor* Say in Sesame Plants at Ismailia. Journal of Applied Plant Protection; Suez Canal University. <https://doi.org/10.21608/japp.2016.7586>.
- Evans, H. E. 1978. The Bethyridae of America North of Mexico. Memoirs of the American Entomological Institute. 27:1-332.
- FAOSTAT. 2019. Food and Agricultural Organization of the United Nations (FAO). FAOSTAT. Database [www.fao.org/faostat/en/#data/QC](http://www.fao.org/faostat/en/#data/QC). (January 2021).
- Forsythe, T. G. 1987. Common Ground Beetles. Naturalists' Handbook 8. Richmond Richmond Publishing. 74 p.
- Fortoul-Diaz J. V., A. Huerta-de la Peña, J. R. Lomeli-Flores, J. H. Hernández-Salgado, y A. Pérez-Magaña. 2020. Fluctuación Poblacional de *Melanaphis sacchari* (Zehntner) e Identificación de Sus Depredadores en Sorgo con Manejo Tradicional en Puebla, México. Southwestern Entomologist, 45(2): 553-562. <https://doi.org/10.3958/059.045.0223>.
- Gaines, D. N. 1992. Seasonal abundance and biology of hyperparasites and their hosts associated with *Pieris rapae* L. (Lepidoptera: Pieridae) in the Brassica crop system. M. S. Thesis, Virginia Polytechnic Institute and State Univ., Blacksburg.
- Gaines, D. N., and L. T. Kok. 1995. *Cotesia orobenae* (Hymenoptera: Braconidae), a gregarious endoparasitoid of *Evergestis rimosalis* (Lepidoptera: Pyralidae) and hyperparasitoids in Virginia Brassica crops. Biol. Control 5: 573–580.
- Gaines, D. N., and L. T. Kok. 1999. Impact of hyperparasitoids on *Cotesia glomerata* in southwestern Virginia. Biol. Control 14: 19Ð28.
- Gaona G., G., E. Ruíz C. y R. Peña M. 2000. Los pulgones (Homoptera: Aphididae) y sus enemigos naturales en la naranja, *Citrus sinensis* (L.), en la zona centro de Tamaulipas, México. Acta Zool. Mex. 81: 1-12.
- Gaona-García G, V. Vanoye-Eligio, M. Lara-Villalón, E. Ruíz-Cancino, G. Sánchez-Ramos, S. M. Alma. 2020. First Report in Mexico of *Eiphosoma dentator* (Fabricius) (Hymenoptera: Ichneumonidae) as a Parasitoid of the Cactus-Feeding *Loxomorpha flavidissimalis* (Grote) (Lepidoptera: Crambidae). Proceedings of the Entomological Society of Washington. 122(2): 515-518. [doi.org/10.4289/0013-8797.122.2.515](https://doi.org/10.4289/0013-8797.122.2.515).
- Gauld, I. D. 2000. The Ichneumonidae of Costa Rica, 3. Introduction and keys to species of the subfamilies Brachycyrtinae, Cremastinae, Labeninae and Oxytorinae, with an appendix on the Anomaloninae. Memoirs of the American Entomological Institute. 63: 1–453.

- Geremedhin, Z., and F. Azerefege. 2020. Infestation and Yield Losses Due to Sesame Webworm (*Antigastra catalaunalis*, (Duponchel) on Different Sesame Varieties in Western Tigray, Northern Ethiopia. *Journal of Agriculture and Ecology Research International*. 21(3): 25–33. <https://doi.org/10.9734/jaeri/2020/v21i330134>.
- Gervazoni, P. B. and M. O. Arbino. 2018. First record of *Conura* (*Conura*) *maculata* (Fabricius, 1787) (Hymenoptera, Chalcididae) parasitizing *Opsiphanes invirae amplificatus* Stichel, 1904 (Lepidoptera, Nymphalidae) in the province of Corrientes, Argentina. *Check List* 14. (6): 1155–1159.
- Gordon, R. D. 1985. The Coccinellidae of North America north of Mexico. J. N.Y. Entomol. Soc. 93: 1Ð912.
- Goyer, R. A., and G. J. Lenhard. 1988. A new insect pest threatens baldcypress. *La. Agric.* 31:16-17,21.
- Groden, E., F. A. Drummond, R. A. Casa-grande, and D. L. Haynes. 1990. *Coleomegilla maculata* (Coleoptera: Coccinellidae): its predation upon the Colorado potato beetle (Coleoptera: Chrysomelidae) and its incidence in potatoes and surrounding crops. *Journal of Economic Entomology*. 83: 1306–1315.
- Guilloux, T., R. Monnerat, M. Castelo-Branco, A. Kirk, and D. Bordat. 2003. Population dynamics of *P. xylostella* (Lep., Yponomeutidae) and its parasitoids in the region of Brasilia. *J Appl Entomol*. 127: 288-292.
- Gupta, M. P., H. S. Rai, S. K. Chaurasia. 2002. Incidence and Avoidable Loss due to Leaf Roller/Capsule Borer, *Antigastra catalaunalis* Dup. in Sesame. *Annals of Plant Protection Sciences*. 10(2): 202–206.
- Guzzo, E., y M. Tavares. 2015. Parasitismo de *Opsiphanes* sp.(Lepidoptera: Nymphalidae) por *Conura* (*Conura*) *maculata* (Fabricius, 1787)(Hymenoptera: Chalcididae) no estado de Alagoas, Brasil. In Embrapa Tabuleiros Costeiros-Resumo em anais de congresso (ALICE). In: CONGRESSO ARGENTINO DE ENTOMOLOGIA, 9., 2015, Posadas. Resumenes... Posadas, AR: Universidad Nacional de Misiones, 2015.
- Hallman, G. J., and G. G. Sanchez. 1982. Possibilities for biological control of *Antigastra catalaunalis* [Lep.: Pyralidae], a new pest of sesame in the western hemisphere. *Entomophaga*. 27(4): 425–429. <https://doi.org/10.1007/BF02372065>.
- Huber, J. T., A. M. R. Bennett, G. A. P. Gibson, Y. M. Zhang, and D. C. Darling. 2021. Checklist of Chalcidoidea and Mymarommatoidea (Hymenoptera) of Canada, Alaska and Greenland. *Journal of Hymenoptera Research*. 82: 69–138. <https://doi.org/10.3897/jhr.82.60058>.
- Huffaker, C. B., P. S. Messenger, and P. DeBach. 1971. The Natural Enemy Component in Natural Control and the Theory of Biological Control. In: Huffaker C.B. (eds) *Biological Control*. Springer, Boston, MA. [https://doi.org/10.1007/978-1-4615-6531-4\\_2](https://doi.org/10.1007/978-1-4615-6531-4_2).
- Hunter. W. D., F. C. Pratt, and J. D. Mitchell. 1912. The principal cactus insects of the United States. U.S. Department of Agriculture, Bureau of Entomology, Bulletin 113. Government Printing Office, Washington, D.C., 71 pp.

- Jakhmola, S. S 1983. Natural enemies of capsule borer, *A. catalaunalis*. Journal Bulletin of Entomology. 24(2): 147-148.
- Jakhmola, S. S, and H. S. Yadav. 1975. A note on some observations on *Mermis* sp. as a parasite of til leaf roller (*Antigastra catalaunalis* Dup.). Indian Journal of Entomology. 35: 170-172.
- Kalra, V. K. 1986. Record of hymenopterous parasites from sesame leaf roller and pod borer, *Antigastra catalaunalis* Duponchel in Haryana. Haryana Agri. Uni. J. Res. 16(1): 86-87.
- Kalra, V. K. 1989. Natural parasitism of sesame leaf webber and pod borer, *Antigastra catalaunalis* Duponchel. Indian Journal of Plant Protection. 17: 9-11.
- Karuppaiah, V. 2014. Eco-friendly Management of Leaf Webber and Capsule Borer (*Antigastra catalaunalis* Duponchel) Menace in Sesame. Popular Kheti. 2(2): 162–163.
- Karuppaiah, V., and L. Nadarajan. 2013. Host plant resistance against sesame leaf webber and capsule borer, *Antigastra catalaunalis* Duponchel (Pyraustidae: Lepidoptera). African Journal of Agricultural Research. 8(37): 4674–4680. <https://doi.org/10.5897/ajar12.1724>.
- Karuppaiah, V., Nadarajan, L., & Kumar, K. (2009). Mechanism of Resistance in Sesame genotypes to *Antigastra catalaunalis* Dup. Annals of Plant Protection Sciences, 17(2), 337-340.
- Knowlton, G. F., and F. C. Harmston. 1940. Utah insects. Hemiptera. Utah Agric. Exp. Stn. Mimeograph Ser. 200 (Tech.), Part 6: 1D10.
- Konstantinov, V. F., and V. V. Neimorovets. 2021. Bryocorinae Baerensprung, 1860 (Hemiptera: Heteroptera: Miridae) of European Russia and the Caucasus: synopsis and key to species, Zootaxa. 4920 (3): 301-338. <https://doi.org/10.11646/zootaxa.4920.3.1>.
- Kumar, R., P. Kumar, and W. Hasan. 2018. Effect of insect growth regulator, Novaluron and Chlorfluazuron on growth and development of *Antigartra catalaunalis* Duponchel International conference "Global Perspective in Agricultural and Applied Sciences for Food and Environmental Security (GAAFES-20. Bulletin of Environment, Pharmacology and Life Sciences. 7(12); 61–72. <https://www.researchgate.net/publication/340551495>.
- Kumar, R., S. Ali, and S. Kumar. 2012a. Impact of Botanical Pesticides for the Management of *Antigastra catalaunalis* Dup. in *Sesamum indicum* L. Molecular Entomology, 3(1): 1-3.
- Kumar, R., S. Ali, and U. C. R. Dhoray. 2012b. Incidence of *Antigastra catalaunalis*, Dup. in different varieties of sesame. Molecular Entomology. 3(1): 7-15.
- Kumar, S., and S. C. Goel. 1994. Population dynamics of a pyralid *Antigastra catalaunalis* Dupon sesame in relation to abiotic factors, Journal Entomological Research. 18(1):61-64.
- Lacava, M., L. F. García, C. Viera, and R. Michalko. 2021. The pest-specific effects of glyphosate on functional response of a wolf spider. Chemosphere. 262. <https://doi.org/10.1016/j.chemosphere.2020.127785>.

- Larson, D. J. 1969. A Revision of the Genera *Philophuga* Motschulsky and *Technophilus* Chaudoir with notes on the North American *Callidina* (Coleoptera: Carabidae). *Quaestiones Entomologicae* 5: 15-84.
- Law, Y. O., and A. Sediqi. 2010. Sticky substance on eggs improves predation success and substrate adhesion in newly hatched *Zelus renardii* (Hemiptera: Reduviidae) instars. *Ann Entomol Soc Am.* 103: 771-774.
- Lee, J. C., and G. E. Heimpel. 2005. Impact of flowering buckwheat on Lepidopteran cabbage pests and their parasitoids at two spatial scales. *Biological Control.* 34, 290–301.
- Lingrui, L. R., X. R. Feng, W. X. Jing, and Z. F. Ron. 2008. Predation of *Nesidiocoris tenuis* to *Trialeurodes vaporariorum* and *Plutella xylostella*. *Journal of Agricultural University of Hebei.* 31(1): 84–87.
- López-Luque, E., V., E. Cortez-Mondaca, J. I. Valenzuela-Hernández, J. R. Camacho-Báez, y Y. Sánchez-Gutiérrez. 2021. Capacidad de Depredación de Coccinellidae sobre el Pulgón Amarillo del Sorgo en Sinaloa, México,” *Southwestern Entomologist.* 46(2): 497-502.
- Lovei, G. L., and K. D. Sunderland. 1996. Ecology and behavior of ground beetles (Coleoptera: Carabidae). 41(1): 231–256. doi:10.1146/annurev.en.41.010196.001311.
- Lozano-Contreras, M. G., M. Guadalupe, and J. J. Argumedo. 2012. Identificación de enemigos naturales de *Diaphorina citri* Kuwayama (Hemiptera: Psyllidae) en el estado de Yucatán, México. *Fitosanidad.* 16: 5–11.
- Lundgren, J. G., A. A. Razzak, and R. N. Wiedenmann. 2004. Population responses and food consumption by predators *Coleomegilla maculata* and *Harmonia axyridis* (Coleoptera: Coccinellidae) during anthesis in an Illinois cornfield. *Environmental Entomology.* 33: 958–963.
- Lundgren, J. G., Huber, A., and R. N. Wiedenmann. 2005. Quantification of the consumption of corn pollen by the predator *Coleomegilla maculata* DeGeer (Coleoptera: Coccinellidae) in an Illinois cornfield. *Agricultural and Forest Entomology.* 7: 1–8.
- Mann, J. 1969. Cactus-feeding insects and mites. *United States National Museum Bulletin.* 256: 1–158.
- McDonald, R. C., and L. T. Kok. 1991. Hyperparasites attacking *Cotesia glomerata* (L.) and *Cotesia rubecula* (Marshall) (Hymenoptera: Braconidae) in Southwestern Virginia. *Biological Control.* 1(2): 170–175.
- McDonald, R. C., and L. T. Kok. 1992. Colonization and hyperparasitism of *Cotesia rubecula* (Hym.: Braconidae), a newly introduced parasite of *Pieris rapae*, in Virginia. *Entomophaga.* 37: 223–228 (1992). <https://doi.org/10.1007/BF02372421>.
- McNeil, J. N., and W. M. Brooks. 1974. Interactions of the hyperparasitoids *Catolaccus aeneoviridis* (Hym.: Pteromalidae) and *Spilochalcis side* (Hym.: Chalcididae) with the microsporidians *Nosema heliothidis* and *N. campoletidis*. *Entomophaga.* 19: 195-204.

- Melo, I. F., H. C. Onody, and A. M. Pentead-Dias. 2012. New species of the *Eiphosoma dentator* (Fabricius, 1804) species-group (Hymenoptera, Ichneumonidae, Cremastinae) from Brazil. *Brazilian Journal of Biology*. 72(2):389-391. doi.org/10.1590/S1519-69842012000200021.
- Mendoza S. D. M., G. I. Núñez, E. R. C. Vázquez, y J. Valle. 2012. Gama de presas capturadas por cuatro especies de arañas tejedoras (Arachnida: Araneae) en un agroecosistema de cacao en Chiapas, México. *Tropical and Subtropical Agroecosystems*. 15(2): 457-469.
- Michalko, R., S. Pekár, and M. H. Entling. 2019b. An updated perspective on spiders as generalist predators in biological control. *Oecologia*. 189: 21–36. https://doi.org/10.1007/s00442-018-4313-1.
- Michalko, R., S. Pekár, M. Dul'a, and M. H. Entling. 2019a. Global patterns in the biocontrol efficacy of spiders: A meta-analysis. *Global Ecology and Biogeography*. 28: 1366–1378. https://doi.org/10.1111/geb.12927.
- Mishra, M. K., M. P. Gupta, S. R. Thakur, and R. S. Raikwar. 2015. Seasonal incidence of major insect pests of sesame in relation to weather parameters in Bundelkhand zone of Madhya Pradesh. *Journal of Agrometeorology*. 17(2): 263-264.
- Mitchell, E. R., G. Y. Hu, and J. S. Okine. 1997. Diamondback moth (Lepidoptera: Plutellidae) infestation and parasitism by *Diadegma insulare* (Hymenoptera: Ichneumonidae) in collards and adjacent cabbage fields. *Fla. Entomol.* 80:54–62.
- Mollá, O., H. Montón, P. Vanaclocha, F. Beitia, and A. Urbaneja. 2009. Predation by the mirids *Nesidiocoris tenuis* and *Macrolophus pygmaeus* on the tomato borer *Tuta absoluta*. *IOBC/WPRS Bull.* 49:209–214.
- Moser, S. E., J. D. Harwood, and J. Obrycki. 2008. Larval feeding on bt hybrid and non-bt corn seedlings by *Harmonia axyridis* (Coleoptera: Coccinellidae) and *Coleomegilla maculata* (Coleoptera: Coccinellidae). *Environmental Entomology*. 37: 525–533.
- Muesebeck, C. F. W. 1925. A revision of the parasitic wasps of the genus *Microbracon* occurring in America North of Mexico. No. 2580-Proceedings U. S. National Museum Vol. 67(8): 1-85.
- Murgas A. S., R. A. Cambra, y J. C. Abrego. 2019. *Brachymeria annulata* y *Anastatus* sp. (Hymenoptera: Chalcidoidea) parasitoides respectivos de *Historis odius* (Lepidoptera: Nymphalidae) y *Liturgusa* sp. (Mantodea: Liturgusidae). *Tecnociencia*. 21(1): 57-64.
- Muzaffar, A. 2002. Insect pest associated with sesame at Tanato Jam. *Pakistan Journal of Applied Science*. 2(7): 723-726.
- Nair, M. R. G. K. 1986. Insect and mite pests of crops in India. ICAR, New Delhi. pp. 99-102.
- Nakaishi, K., Y. Fukui, and R. Arakawa. 2011. Reproduction of *Nesidiocoris tenuis* (Reuter) on sesame. *Jpn J Appl Entomol Zool*. 55:199–205.

- Naranjo, S. E., R. L. Gibson. 1996. Phytophagy in predaceous Heteroptera: effects on life history and population dynamics. pp. 57–93 in Alomar, O. & Wiedenmann, R. (Eds) Zoophytophagous Heteroptera: Implications for Life History and Integrated Pest Management. Lanham, USA, Entomological Society of America.
- Naveen, B., S. Nadagouda, J. Ashoka, and B. Kariyanna. 2019. Natural enemies for sesame leaf Webber *Antigastra catalaunalis* (Duponchel.) (Lepidoptera: Pyralidae) on sesame. Journal of Pharmacognosy and Phytochemistry. 2: 257–259. <http://www.indianagristat.com>.
- Negi, P. S., T. V. Venkatraman, and K. C. Chatterjee. 1944. The massbreeding of the Braconid *Microbracon hebetor* SAY in India. Curr. Sci. 13: 136.
- Nicholls-Estrada, C. I. 2008. Control biológico de insectos: un enfoque agroecológico. Universidad de Antioquía. Medellín. Colombia. 263p.
- Nickels, C. B., W. C. Pierce, and C. C. Pinkney. 1950. Parasites of the pecan nut casebearer in Texas. Technical Bulletin of the Texas Department of Agriculture. No. 1011: 21 pp.
- Nielson, M. W. and J. A. Henderson. 1959. Biology of *Collops vittatus* (Say) in Arizona, and feeding habits of seven predators of the spotted alfalfa aphid. Journal Economic Entomology. 52(1): 159-162.
- Nordlund, D. A., and R. K. Morrison. 1990. Handling time, prey preferences, and functional response for *Chrysoperla rufilabris* in the laboratory. Entomol. Exp. Appl. 57: 237-242.
- Notz, A. 1972. Parasitismo de Diptera e Hymenoptera sobre larvas de *Spodoptera frugiperda* (Smith) (Lepidoptera Noctuidae) recolectadas en maíz, Maracay, Venezuela. Rev. Agro., U.CV. Maracay. (83):5-16.
- Oatman, E. R. 1967. An Ecological Study of the Lima-Bean Pod Borer, *Etiella zinckenella* (Lepidoptera: Phycitidae), in Southern California. Annals of the Entomological Society of America Vol. 60(3). 552-555.
- Obrycki, J. J., J. D. Harwood, T. J. Kring, and R. J. O’Neil. 2009. Aphidophagy by Coccinellidae: application of biological control in agroecosystems. Biological control. 51(2): 244-254.
- Okine, J. S., E. R. Mitchell, and G. Y. Hu. 1996. Low temperature effect on viability of *Diadegma insulare* (Hymenoptera: Ichneumonidae) and effect of this parasitoid on feeding rate of diamondback moth larvae (Lepidoptera: Plutellidae). Florida Entomologist. 79:503/509.
- Otavo S., A. Parrado-Rosselli, y J. A. Noriega. 2013. Superfamilia Scarabaeoidea (Insecta: Coleoptera) como elemento bioindicador de perturbación antropogénica en un parque nacional amazónico. Revista de Biología Tropical. 61(2), 735-752.
- Özdikmen, H. 2011. New names for some preoccupied specific epithets in Chalcidoidea I: families Agaonidae, Aphelinidae, Chalcididae, Encyrtidae, Eulophidae (Hymenoptera: Parasitica). Munis Entomology & Zoology. 6(2): 796–814.
- Pastrana S. J. L., J. A. Matabanchoy S., y A. E. P. Bustillo. 2019. Enemigos naturales de *Opsiphanes cassina* Felder (Lepidoptera: Nymphalidae) en la Zona suroccidental palmera

de Colombia. XV Reunión Técnica Nacional de Palma de Aceite. Del 25 al 27 de septiembre, Bucaramanga, Colombia. Cenipalma

- Patel, A. A., and P. A. Bhalani. 1989. A new record of *Diadegma* sp. as a larval parasite of sesamum leaf roller in Gujarat. *Indian J Ent.* 51:474.
- Patnaik, N. C., and M. S. Das. 1969. A new record of parasitism of *Mermis* sp. (Ascaoidea, Mermithidae) as a larval parasite on *Antigastra catalaunalis* D. (Lepidoptera, Pyralidae). Abstracts of All India Nematology Symposium, New Delhi, August 21 ± 22 1969, p. 33.
- Pazyuk, I. M., D. L. Musolin, S. Y. Reznik. 2013. Geographic variation in thermal and photoperiodic effects on development of zoophytophagous plant bug *Nesidiocoris tenuis*. *J Appl Entomol* 138:36–44.
- Pekár. S. 2012. Spiders (Araneae) in the pesticide world: an ecotoxicological review. *Pest Manage. Sci.*, 68: 1438-1446. <https://doi.org/10.1002/ps.3397>.
- Pérez-de la Cruz, M., S. Sánchez-Soto, C. F. Ortiz-García, R. Zapata-Mata, y A. de la Cruz-Pérez. 2007. Diversidad de insectos capturados por arañas tejedoras (Arachnida: Araneae) en el agroecosistema cacao en Tabasco, México. *Neotrop. Entomol.* 36: 90-101.
- Pineda, S., J. H. Thomas, J. L. Corrales-Madrid, A. M. Martínez, and J. I. Figueroa. 2017. First Records of the Dicyphine Plant Bug *Nesidiocoris tenuis* (Hemiptera: Heteroptera: Miridae: Bryocorinae) in Mexico. *Proceedings of the Entomological Society of Washington.* 119(2), 290-295.
- Prakash, R., H. Z. Hussainy. 1975. Occurrence of a mermithid nematode *Mermis* species in the coelom of *Anopheles culicifacies* Giles, 1901 in Bastar District, Madhya Pradesh. *Science and Culture.* 41: 441.
- Provisor-Bermudez Y., y V. López-Martínez. 2016. Primer registro de *Hippodamia convergens* y *Cycloneda sanguinea* (Coleoptera: Coccinellidae), como depredadores de *Melanaphis sacchari* (Hemiptera: Aphididae), en sorgo, en Morelos, México. *Acta Agrícola y Pecuaria.* 2: 51–53.
- Quijano-Cuervo L. G., L. E. Robledo-Ospina, L. F. García Hernández y F. Escobar Sarria. 2021. Arañas: tejiendo un eslabón crucial para el equilibrio de los agroecosistemas. *Revista Digital Universitaria.* 22(3).
- Ramakrishna, A. T. V. 1927. The parasitic Hymenoptera of economic importance noted from south India. *Bull. Entomol Res.* 18: 73-78.
- Ramdas-Menon, M. G., L. Rattan, and N. S. Bhattacharjee. 1960. Studies on *Antigastra catalaunalis* (Duponchel), the til leaf-roller. II Bionomics and biology. *Indian J. Entomol.* 22, 1-6.
- Reddy, P., S. 1996. Annual Report, 1995-96. Directorate of Oilseeds Research. Hyderabad India.

- Reyes-Villanueva, F. 1987. Insectos parásitos de los lepidópteros plaga del nogal en Nuevo León, análisis de su potencial como agentes de control biológico. *Folia Entomológica Mexicana*. 72: 111-120.
- Risbec, J. 1950. Etat actuel des recherches entomologiques agricoles dans la region correspondant au secteur soudanais de recherches agronomiques. C. R. 1er Conf. Interafricaine de l'Ouest, 1: 317-375.
- Risbec, J. 1960. Les parasites des insectes d'importance economique en Afrique tropicale et a Madagascar. *Agron. Trop. Paris*. 15: 624-656.
- Robertson, I. A. D. 1973. Notes on the Insect Parasites of Some Lepidopteran Pests in Tanzania. *East African Agricultural and Forestry Journal*. 39(1) 82-93. DOI: 10.1080/00128325.1973.11662621.
- Robinson, J. 1992. Predators and parasitoids of Russian wheat aphid in Central Mexico. *Southwestern Entomologist*. 17(2): 185-188.
- Rodríguez-del-Bosque, L. A., and A. P. Terán. 2015. *Melanaphis sacchari* (Hemiptera: Aphididae): a new sorghum insect pest in Mexico. *Southwest. Entomol.* 40: 433–434.
- Rodríguez-González, G., R. Silva-Acuña, R. Cásares-Moizant, A. Díaz-Quintana, y R. Barrios Maestre. 2012. Fluctuación poblacional de las fases inmaduras de *Opsiphanes cassina* Felder (Lepidoptera: Nymphalidae) en palma aceitera, estado Monagas, Venezuela. *Revista Científica UDO Agrícola*. Vol. 12, No. 4, 2012, pp. 845-854.
- Rodríguez-González, G., R. Silva-Acuña, R. Cásares-Moizant, A. Díaz-Quintana, y R. Barrios Maestre. 2021. Caracterización y temporalidad de enemigos naturales de *Opsiphanes cassina* en palma aceitera, estado Monagas, Venezuela. *Revista Espamciencia*. 12(1): 17-24. [https://doi.org/10.51260/revista\\_espamciencia.v12i1.261](https://doi.org/10.51260/revista_espamciencia.v12i1.261).
- Rodríguez-Palomera M, J. Cambero-Campos, G. Luna-Esquivel, O. Estrada-Virgen, N. De Dios-Avila, y C. Cambero-Ayón. 2016. Coccinélidos depredadores del pulgón amarillo del sorgo *Melanaphis sacchari* (Zehntner) (Hemiptera: Aphididae) en Nayarit, México. *Entomología Mexicana*. 3: 360–364.
- Rodríguez-Vélez, J., M., B. Rodríguez-Vélez, M. A. Sarmiento-Cordero, M. Palomares-Pérez, y H. C. Arredondo-Bernal. 2016. Species of Coccinellidae (Coleoptera: Cucujoidea) associated with *Melanaphis sacchari* Zehntner (Hemiptera: Aphididae) in Tamaulipas, Mexico. *Entomological News*. 126(2): 97-105.
- Rohilla, H. R., and R. Singh. 1992. Evaluation of spray schedule and assessment of yield losses in sesamum caused by sesamum leaf roller *Antigastra catalaunalis* (Duponchel) (Pyralidae: Lepidoptera). *Indian J Ent.* 54:48–53.
- Ruberson, J. R, G. A. Herzog, W. R. Lambert, and W. J. Lewis. 1994. Management of the beet armyworm (Lepidoptera, Noctuidae) in cotton: role of natural enemies. *Fla. Entomol.* 77:440–53.

- Sakazaki, A. Y., R.C. Ribeiro, R.S. Tinôco, W. de P. Lemos and J.C. Zanuncio. 2011. Registro de espécies de *Conura* spp., parasitóides e hiperparasitóides em insetos praga em cultivos da palma do óleo na região Amazônica. Anais de resumos expandidos/III Simpósio Brasileiro de Agropecuária Sustentável, Viçosa, Minas Gerais. 429–431.
- Salas-Araiza, M., D., E. Salazar-Solís, O. A. Martínez-Jaime, y R. Guzmán-Mendoza. 2014. Insectos benéficos en el cultivo de fresa en Irapuato, Guanajuato, México. Entomología Mexicana. 1:289-294.
- Salas-Marina, M., A., V. Hernández-García, C. Ríos-Velasco, N. Lule-Chávez, J. A. Mauricio-Castillo, y M. H. Chávez-Hernández. 2017. *Melanaphis sacchari*, a New Pest of *Sorghum halepense* at Chiapas, México, and Its Predators. Southwestern Entomologist. 42(2): 401-404.
- Salgado-Neto, G. and M. Lopes da Silva. 2011. First report of parasitism on pupae of *Opsiphanes invirae amplificatus* Stichel (Lepidoptera, Nymphalidae) by *Conura* (*Conura*) *maculata* (Fabricius) (Hymenoptera, Chalcididae) in Rio Grande do Sur, Brazil. Revista Brasileira de Entomologia. 55(2): 85–286. doi: 10.1590/S0085- 56262011005000016.
- Santos R. S., M. T. Tavares, W. P. Sutil, A. D. S. Vasconcelos, T. D. S. Azevedo, y B. D. S. Diogo. 2017. Parasitismo de *Brachymeria annulata* (Fabricius) (Hymenoptera: Chalcididae) em *Erinnyis ello* (L.) (Lepidoptera: Sphingidae). In Embrapa Acre-Artigo em anais de congresso (ALICE). In: CONVIBRA AGRONOMIA, 5., 2017, São Paulo. Anais eletrônicos. São Paulo: Instituto Pantex de Pesquisa.
- Santos-Murgas, A., J. J. Gutiérrez-Lanzas, y A. Lanuza-Garay. 2021. Registro de parasitismo de *Brachymeria annulata* (Hymenoptera: Chalcididae) en pupas de *Talides hispa* Evans, 1955 (Lepidoptera: Hesperiiidae) en Panamá. Poeyana. 512.
- Saravanaraman, M., V. Selvanarayanan, and K. Saravanan. 2017. Reaction of Sesame (*Sesamum indicum* Linn.) Mutant Generations against Webworm, *Antigastra catalaunalis* Duponchel. Advances in Entomology. 5(1): 26–32. <https://doi.org/10.4236/ae.2017.51002>.
- Sarazú-Pillado, R. A., H. González-Hernández, E. Cortez-Mondaca, J. Valdez-Carrasco, J. Baixeras-Almela, and R. Lomeli-Flores. 2020. First Report of Sesame Leaf Webber in Sesame in Northern Sinaloa, Mexico. Southwestern Entomologist. 45(2): 575–578. [https://doi.org/https://doi.org/10.3958/059.045.0228](https://doi.org/10.3958/059.045.0228).
- Sasikumar, K., and K. Kumar. 2012. Effect of certain insecticides on spider population in sesame. Journal of Biopesticides. 5(2):135-139.
- Sasikumar, K., and K. Kumar. 2014. Bio-efficacy of insecticide against shoot and leaf webber, *Antigastra catalaunalis* Duponchel on leaf damage basis in Sesame. Annals of Plant Protection Sciences. 23(2): 237-240.
- Sebolt, D. C., and D. A. Landis. 2004. Arthropod predators of *Galerucella californiensis* L. (Coleoptera: Chrysomelidae): an assessment of biotic interference. Environmental Entomology. 33: 356–361.

- Selvanarayanan, V., and P. Baskaran. 1996. Efficacy of nonconventional insecticides against the sesame shoot webber and capsule borer *Antigastra catalaunalis*. *Indian Journal of Entomology*. 58(4):326-336.
- Sharma, S., M., and B. N. Reddy. 1983. Research on *Sesamum* makes headway. *Indian farming*, 32(12): 3-10.
- Shenefelt, R. D. 1978. Braconidae, 10. In: *Hymenopterorum Catalogus* (C. Van Achtenberg & RD Shenefelt eds.). Dr. W Junk BV, The Hague, 1425-1872.
- SIAP. 2019. Servicio de información Agroalimentaria y Pesquera (SIAP). Anuario Estadístico de la Producción Agrícola. <http://www.gob.mx/siap>. Fecha de consulta: 02-enero-2021.
- Silvie, P. J., G. Delvare, H. P. Aberlenc, R. Cardozo, y V. Gomez. 2007. Novos parasitóides das pragas do algodoeiro recém identificados no Paraguai. In: X Simpósio de Controle Biológico, Brasília – DF. ID – 024.
- Simoglou, K. B., A. I. Anastasiades, J. Baixeras, and E. Roiditakis. 2017. First report of *Antigastra catalaunalis* on sesame in Greece. *Entomologia Hellenica*. 26(1): 6. <https://doi.org/10.12681/eh.14824>.
- Stireman, J. O., M. S. Singer. 2003. What determines host range in parasitoids? An analysis of a tachinid parasitoid community. *Oecologia*. 135 (4): 629–638. <https://doi.org/10.1007/s00442-003-1235-2>.
- Tauber, M. J. and C. A. Tauber. 1983. Life history traits of *Chrysoperla carnea* and *Chrysoperla rufilabris*: Influence of humidity. *Ann. Entomol. Soc. Am.* 76: 282-285.
- Tavares, M. T., and B. C. Araujo. 2007. Espécies de Chalcididae (Hymenoptera, Insecta) do estado do Espírito Santo, Brasil. *Biota Neotropica*, Campinas, SP. 7(2): 1-8.
- Thangjam, R., and A. S. Vastrad. 2018. Studies on pest complex of sesame and their natural enemies in North Karnataka, India. *Journal of Entomology and Zoology Studies*. 6(6): 57-60.
- Thiele, H. U. 1977. *Carabid Beetles in Their Environments*. Berlin Heidelberg: Springer-Verlag. 369 p.
- Tipping, P. W. 1993. Field studies with *Cassida rubiginosa* (Coleoptera: Chrysomelidae) in Canada thistle. *Environmental Entomology*. 22(6): 1402-1407.
- Torre-Bueno, J. R. 1923. Family Reduviidae, pp. 677Ð 692. In W. E. Britton (ed.), *Guide to the insects of Connecticut. Part IV. The Hemiptera or sucking insects of Connecticut*. Connecticut State Geol. Nat. Hist. Surv. Bull. 34: 1Ð 807.
- Tung, P. T., D. T. Dung, and K. D. Long. 2012. Some bio-ecological characteristics of larval ectoparasitoid *Elasmus* sp. (Hym.: Eulophidae) on sesame leaf folder *Antigastra catalaunalis* (Dup.) (Lep.: Pyralidae) IN NGHILOC, NGHE AN M. *J. Sci. Dev.* 9(1): 129–138.

- Ubick, D., P. Paquin, P. E. Cushing, and V. Roth. 2017. Spiders of North America: an identification manual. American Arachnological Society. 377.
- Valderrama, K., J. Granobles, E. Valencia, and M. Sanchez. 2007. *Nesidiocoris tenuis* (Hemiptera: Miridae) depredador en el cultivo de tabaco (*Nicotiana tabacum*). Revista Colombiana de Entomología. 33(2): 141–145.
- Van Duzee, E. P. 1909. Observation of some Hemiptera taken in Florida in the spring of 1908. Bulletin of the Buffalo Society of Natural Sciences. 9: 149–230.
- Weirauch, C., C. Alvarez, and G. Zhang. 2012. *Zelus renardii* and *Z. tetracanthus* (Hemiptera: Reduviidae): biological attributes and the potential for dispersal in two assassin bug species. The Florida Entomologist. 95(3): 641-649. <http://www.jstor.org/stable/23268488>.
- Wheeler, A. G. 2001. Biology of the plant bugs (Hemiptera: Miridae). Pests, predators, opportunists. Cornell University Press, Ithaca, New York, 507 pp.
- Wilkinson, D. S. 1931. Braconidae: Notes and new species. Bull Entomol Res. 22: 75-82.
- Wilkinson, D. S. 1932. A revision of the Ethiopian species of the genus *Apanteles* [Hymenoptera: Braconidae]. Trans. Entomol. Soc. London. 80: 301-344.
- Wilson, C. E. 1923. Truck-crop insect pests in the Virgin Islands and methods of combating them. Virgin Islands Agric. Exp. Stn. B. 4: 35 p.
- World Spider Catalog. (2021). World Spider Catalog. Version 22.5 Natural History Museum Bern. Available from: <http://wsc.nmbe.ch> (accessed 02 Jan. 2021). <https://doi.org/10.24436/2>.
- Zenawi, G., A. Dereje, and F. Ibrahim. 2016a. Assessment of Incidence of Sesame Webworm *Antigastra catalaunalis* (Duponchel) in Western Tigray, North Ethiopia. J Agric Ecol Res Int. 9(4): 1–9.
- Zenawi, G., A. Dereje, and F. Ibrahim. 2016b. Insecticide application schedule to control sesame webworm *Antigastra catalaunalis* (Duponchel) Humera, North Ethiopia. J Appl Life Sci Int. 8(4): 1–8.
- Zenawi, G., A. Dereje, and F. Ibrahim. 2018. Sesame sowing date and insecticide application frequency to control sesame webworm *Antigastra catalaunalis* (Duponchel) in Humera, Northern Ethiopia. Agriculture and Food Security. 7(1): 1–9. <https://doi.org/10.1186/s40066-018-0190-4>.
- Zhang, G., and C. Weirauch. 2013. Sticky predators: A comparative study of sticky glands in harpactorine assassin bugs (Insecta: Hemiptera: Reduviidae). Acta Zool. (Stockh.) 94, 1–10.
- Zhou, J. and R. A. Goyer. 1993. Descriptions of the immature stages of *Calleida viridipennis* (Say) y *Plochionus timidus* Haldeman. Coleopterists Bulletin. 47: 233-242.

## CONCLUSIONES GENERALES

- *Antigastra catalaunalis* Duponchel es la especie que ataca al ajonjolí en el norte de Sinaloa, se puede encontrar en el cultivo desde la plántula, etapas vegetativas, y con mayor abundancia en la floración y fructificación del mismo.
- El periodo crítico de incidencia temporal de *A. catalaunalis* ocurre desde los últimos días agosto hasta los primeros días de octubre; comprende toda la etapa de floración y fructificación del ajonjolí.
- La incidencia de *A. catalaunalis* mostró correlación negativa significativa con la precipitación; se presentan afectaciones más severas en temporadas con lluvias escasas.
- El empleo del control químico contra la incidencia de larvas de *A. catalaunalis* desde etapas tempranas del cultivo, causan un efecto negativo en la presencia y establecimiento de la fauna benéfica de parasitoides y depredadores.
- Para un manejo óptimo del cultivo de ajonjolí en el norte de Sinaloa, se sugiere permitir en el establecimiento de los enemigos naturales de *A. catalaunalis* que predominan en la región; se encontraron siete especies de parasitoides; tres que parasitan larvas, y 4 fueron obtenidos de pupas; además de 12 especies de depredadores.
- Con destacada actividad de los parasitoides *Habrobracon platynotae* Cushman (Braconidae) ectoparasitoide de larvas; mientras que de pupas son: *Brachymeria annulata* Walker y *Conura maculata* Fabricius (Chalcididae).
- De los depredadores se presentó con mayor abundancia *Nesidiocoris tenuis* Reuter (Hemiptera: Miridae); *Mecaphesa* sp. (Thomisidae), *Neoscona* sp. (Araneidae) y *Peucetia* sp. (Oxyopidae) del orden Araneae.
- En el predio Agua Fría, Sinaloa, además de la presencia de *Mecaphesa* sp. y *Peucetia* sp., se destaca la abundancia de *Neoscona* sp.; con una media de 6.1 telarañas por cada 10 m,

con diferencia estadística significativa con los otros predios. En este predio no se realizaron aplicaciones de insecticidas; lo que sugiere el gran aporte de esta especie de araña en la regulación poblacional de *A. catalaunalis*.