

**UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA
ANTONIO NARRO**

UNIDAD LAGUNA

DIVISIÓN DE CARRERAS AGRONÓMICAS



**Efectividad de insecticidas convencionales para el control de mosca blanca
(*Bemisia tabaci*) en el cultivo del algodón (*Gossypium hirsutum*) en la
Comarca Lagunera**

POR:

SANTIAGO MARTÍNEZ CRESCENCIO

TESIS

PRESENTADA COMO REQUISITO PARCIAL PARA

OBTENER EL TÍTULO DE:

INGENIERO AGRÓNOMO EN HORTICULTURA

TORREON COAHUILA

DICIEMBRE 2022

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO

UNIDAD LAGUNA

DIVICIÓN DE CARRERAS AGRONÓMICAS

Efectividad de insecticidas convencionales para el control de mosca blanca (*Bemisia tabaci*) en el cultivo del algodón (*Gossypium hirsutum*) en la Comarca Lagunera

POR:

SANTIAGO MARTÍNEZ CRESCENCIO

QUE SE SOMETE A LA CONSIDERACIÓN DEL H. JURADO EXAMINADOR
COMO REQUISITO PARCIAL PARA OBTENER EL TITULO DE:

INGENIERO AGRÓNOMO EN HORTICULTURA

Ph. D. Pedro Cano Ríos

PRESIDENTE

M. C. Jorge Maltos Buendía

VOCAL

Ph. D. Urbano Nava Camberos

VOCAL

Dr. Rubén López Salazar

VOCAL SUPLENTE

~~Dr. J. Isabel Márquez Mendoza~~

COORDINADOR DE LA DIVISIÓN DE CARRERAS AGRONÓMICAS



COORDINACIÓN DE LA DIVISIÓN DE CARRERAS AGRONÓMICAS

TORREÓN, COAHUILA

DICIEMBRE 2022

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO

UNIDAD LAGUNA

DIVICIÓN DE CARRERAS AGRONÓMICAS

**Efectividad de insecticidas convencionales para el control de mosca blanca
(*Bemisia tabaci*) en el cultivo del algodón (*Gossypium hirsutum*) en la
Comarca Lagunera**

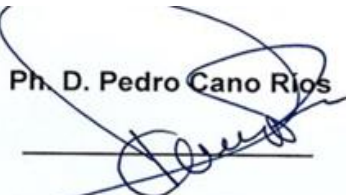
POR:

SANTIAGO MARTÍNEZ CRESCENCIO

**QUE SE SOMETE A LA CONSIDERACIÓN DEL COMITÉ DE ASESORIA
COMO REQUISITO PARCIAL PARA OBTENER EL TÍTULO DE:**

INGENIERO AGRÓNOMO EN HORTICULTURA

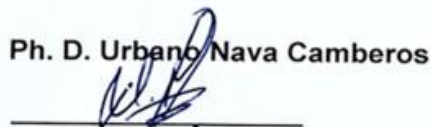
APROBADA POR:

Ph. D. Pedro Cano Ríos


ASESOR PRINCIPAL INTERNO

M. C. Jorge Matos Buendía


ASESOR PRINCIPAL EXTERNO

Ph. D. Urbano Nava Camberos


ASESOR

Dr. Ruben López Salazar


ASESOR



Dr. J. Isabel Márquez Mendoza

COORDINADOR DE LA DIVISION DE CARRERAS AGRONÓMICAS



TORREÓN, COAHUILA

DICIEMBRE 2022

DEDICATORIA

A mi padre el señor Santiago Martínez Osorio por brindarme su apoyo incondicional durante todas las etapas de mi vida, por haberme enseñado el valor del trabajo y la importancia de la humildad.

A mi madre la señora Idalid Crescencio Cristóbal por brindarme su amor y apoyo incondicional y por haberme inculcados valores éticos y morales.

A mis hermanos Miguel Ángel Martínez Crescencio y Geybi Martínez Crescencio por haberme apoyado de manera incondicional durante toda mi carrera.

A mi tío Elías Crescencio Cristóbal por haberme brindado su apoyo en mis diferentes etapas de mi vida personal.

A mi tío Ángel Crescencio Cristóbal por haberme enseñado el valor del trabajo.

A mi tío Manuel Martínez Osorio por haberme enseñado el valor del esfuerzo y el trabajo.

A mi abuelo el señor Ángel Crescencio Quirino y a mi abuela la señora Juana Cristóbal Lechuga que siempre estuvieron conmigo durante mi formación personal.

A mi novia Alicia Esbeidi Gutiérrez Licona por apoyarme durante todo este proceso de formación personal y profesional.

Al ingeniero Oscar Gutiérrez Salgado y al ingeniero Eduardo Gutiérrez Arteaga por haberme brindado su apoyo y por haber fortalecido mis conocimientos técnicos durante mi estancia profesional en la empresa Premier Seeds Mexicana S. A. de C. V.

A mis compañeros y amigos Irvin Teodoro Flores Palafox, Santos Isaac de la Cruz Nicolas, Ramon Didier Escobar Castellanos, Adan Martinez Miranda, Anahi Albores Diaz, Ing. Raymundo Canales Parra, Ing. Jesus Ortiz.

AGRADECIMIENTOS

A mi ALMA MATER por haberme formado como un profesional para fortalecer el campo Mexicano.

Al Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y pecuarias por haberme brindado la oportunidad de realizar mi proyecto en el campo experimental la Laguna, CELALA.

Al M. C. Jorge Maltos Buendía por haberme dado la oportunidad de realizar este proyecto de investigación y de poder trabajar junto a el apoyándome siempre en mi formación profesional.

Al Ph. D. Pedro Cano Ríos por haberme orientado en la realización de este proyecto y por haberme trasmitido sus conocimientos en la agricultura.

Al Ph. D. Urbano Nava Camberos por haberme brindado su apoyo incondicional durante el desarrollo y establecimiento de este experimento.

Al Dr. Rubén Lopez Salazar por haber compartido conmigo gran parte de sus conocimientos como profesor durante mi carrera universitaria.

RESUMEN

El mercado mundial del algodón ha tenido cambios importantes en producción de fibra, en los años 2011-2012 se experimentó el récord mundial en producción teniendo un total de 27.9 millones de toneladas. Cabe resaltar que el rendimiento promedio mundial de algodón experimentó un importante crecimiento en 2016-2017, pasando de 700 a 783 kilogramos de fibra por hectárea en promedio. El consumo mundial de la fibra de algodón se ha venido recuperando y promedió un total de 24,5 millones de toneladas en 2016-2017, esto es un incremento del 10% frente a 2011-2012. Esto debido a que el mayor porcentaje del consumo de la producción de fibra de algodón (75%) se concentra solo en 5 países siendo china el país que más consumo de fibra de algodón ha registrado (8 millones de toneladas 2016-2017), India ocupó el segundo puesto con un consumo promedio de 5,2 millones de toneladas. Pakistán (2.1 millones de toneladas), Bangladesh (1.4 millones de toneladas) y Turquía (1,5 millones de toneladas) ocuparon el tercer, cuarto y quinto puesto respectivamente.

En 2017 México fue el decimotercer productor mundial de algodón con un volumen de 339,650 toneladas en una superficie de 210 mil hectáreas, obteniéndose un rendimiento de 1,617 kg/ha superado el rendimiento promedio mundial que se ubicó en 801 kg/ha. Los principales estados productores son Chihuahua, Coahuila, Baja California, Sonora, Durango y Tamaulipas, Chihuahua es el principal estado productor, en 2017 contribuyó con el 70% de la producción nacional.

Aproximadamente el 99% de la producción de algodón en México ocurre en el ciclo agrícola primavera-verano, ya que el cultivo en entidades como Chihuahua, Baja California, Coahuila, Durango y Sonora se observa en este ciclo. Por otro lado, la producción de Sinaloa y parte de la producción de Tamaulipas ocurre en el ciclo otoño-invierno.

El experimento se estableció en el Campo Experimental la Laguna ubicado en el municipio de Matamoros, Coahuila, en una superficie de 6,300 m². Se utilizó un diseño experimental completamente al azar con cuatro repeticiones, mientras que los tratamientos se acomodaron en un arreglo de parcelas divididas, siendo la parcela grande las fechas de monitoreo y la parcela menor los insecticidas bajo estudio. La unidad experimental consistió de una melga de 12 surcos. Cada surco de 0.75 m de ancho por 100 m de largo equivalente a 900 m² por tratamiento. Como parcela útil se utilizaron los dos surcos centrales dejando una barrera de dos metros entre cada repetición marcadas con estacas de 1.80 m de altura.

Se evaluaron seis tratamientos de insecticidas y un testigo absoluto

T1 Flupyradifurone	T2 Dinotefuran	T3 Afidopiropen
T4 Pyriproxifen	T5 Acetamiprid	T6 Betacyflutrin + Imidacloprid
T7 Testigo absoluto		

Las variables evaluadas fueron: densidades de adultos y ninfas de moscas blancas; así como las densidades de insectos benéficos.

Con base a los promedios los tratamientos de insecticidas mas efectivos para el control de adultos de mosca blanca (*Bemisia tabaci*) son: Pyriproxifen y Acetamiprid. Mientras que los tratamientos de insecticidas Flupyradifurone, Dinotefuran, Afidopiropen y Betacyflutrin + Imidacloprid no son efectivos para el control de adultos de mosca blanca.

Con base a los promedio los tratamientos de insecticidas, Acetamiprid, Flupyradifurone y Pyriproxifen mostraron un control efectivo para el control de ninfas de mosca blanca mientras que los tratamientos de insecticidas Dinotefuran, Afidopiropen, Betacyflutrin + Imidacloprid no mostraron un control efectivo para las ninfas de mosca blanca.

De acuerdo a la captura de insectos beneficios, se registraron 10 especies presentes en el estudio, en base a los promedios obtenidos de *Orius insidiosus*, *Orius leavigatus*, *Chrysoperla carnea*, *Hippodamia convergens*, *Cycloneda sanguinea*, *Collops vittatus*, *Zelus longipes*, *Geocoris pellens*, *Nabisz pseudoferus* y *Allograpta obliqua* los tratamientos de insecticidas Pyriproxifen, Afidopiropen y Flupyradifurone son los insecticidas que mejores resultados obtuvieron en la conservacion de insectos beneficios, mientras que los insecticidas Dinotefuran, Acetamiprid y Betacyflutrin + Imidacloprid no mostraron resultados efectivos en la conservacion de las especies registradas de insectos beneficios.

Palabras clave: Mosca blanca, Control, Experimental, Conservación, Beneficos, Especies

ÍNDICE DE CONTENIDO

DEDICATORIA.....	i
AGRADECIMIENTOS	iii
RESUMEN	iv
ÍNDICE DE CONTENIDO	vii
INDICE DE FIGURAS	xi
INDICE DE CUADROS	xiv
INDICE DE APENDICES	xvi
I. INTRODUCCION.....	1
1.1 Objetivo general	3
1.2 Objetivos específicos	3
1.3 Hipótesis	3
II. REVISION DE LITERATURA.....	4
2.1 El cultivo del algodónero	4
2.1.1 Historia.....	4
2.1.2 Origen	4
2.1.3 Taxonomía del algodónero	5
2.1.4 Morfología del algodónero	5
2.1.5 Condiciones edáficas y clima	7
2.1.6 Situación mundial del algodónero	7
2.1.7 Situación del algodónero en México	10

2.1.8 Situación del algodónero en la Comarca Lagunera	14
2.2 Mosca blanca	15
2.2.1 Origen	15
2.2.2 Ubicación taxonómica <i>Bemisia tabaci</i>	16
2.2.3 Descripción morfológica de <i>Bemisia tabaci</i>	16
2.2.4 Hospedantes.....	18
2.2.5 Daños.....	19
2.2.6 Enemigos naturales	19
2.2.7 Distribución	20
2.3 Manejo integrado de mosca blanca en el cultivo del algodónero	20
2.3.1 Conceptos y definiciones de manejo integrado de plagas	20
2.3.3 Control cultural	29
2.3.4 Control químico	30
III. MATERIALES Y METODOS.....	36
3.1 Localización del experimento	36
3.2 Localización geográfica.....	36
3.3 Clima.....	37
3.4 Manejo del cultivo	37
3.4.1 Siembra.....	37
3.4.2 Fertilización	37
3.4.3 Riegos.....	37
3.4.4 Preparación del terreno y labores de cultivo	38
3.5 Tratamientos	39
3.6 Diseño experimental	39

3.7 Variables evaluadas	40
3.8 Análisis estadístico.....	43
IV. RESULTADOS Y DISCUSION	44
4.1 Densidades de mosca blanca <i>Bemisia tabaci</i>	44
4.1.1 Adultos	44
4.1.2 Ninfas.....	47
4.2. Densidades de insectos benéficos.....	50
4.3 <i>Orius insidiosus</i> , Chinche pirata.....	50
4.4 <i>Orius leavigatus</i> , Chinche pirata	53
4.5. <i>Chrysoperla carnea</i> , Crisopa verde.....	56
4.5.1 Adulto.....	56
4.5.2 larva	59
4.6 <i>Hippodamia convergens</i> , Catarinita convergente.....	62
4.6.1. Adultos	62
4.6.2 Larvas	65
4.7 <i>Allograpta obliqua</i> , Mosca sírfida	68
4.8 <i>Nabis pseudoferus</i> , Chinche pajiza.....	71
4.9 <i>Geocoris pallens</i> , Chinche ojona.....	74
4.10 <i>Zelus longipes</i> , Chinche asesina.....	77
4.11 <i>Collops vittatus</i> , Escarabajo colops.....	80
4.12 <i>Cycloneda sanguínea</i> , Catarinita roja	83
V. CONCLUSIONES	86
VI. BIBLIOGRAFIA.....	87
VII. APENDICES	92

Cuadro 1A. Análisis de varianza para la variable adultos por hoja de mosca blanca, <i>Bemisia tabaci</i> , (datos transformados mediante $\log x + 1$).....	92
Cuadro 2A. Analisis de varianza para la variable ninfa por hoja de mosca blanca, <i>Bemisia tabaci</i> , (datos transformados mediante $\log x + 1$).....	92
Cuadro 3A. Análisis de varianza para la variable adulto por tratamiento de <i>Chrysoperla carnea</i> , (datos transformados mediante $\log x + 1$).	92
Cuadro 4A. Analisis de varianza para la variable larva por tratamiento de <i>Chrysoperla carnea</i> (datos transformados mediante $\log x + 1$).	93
Cuadro 5A. Analisis de varianza para la variable adulto por tratamiento de <i>Hippodamia convergens</i> (datos transformados mediante $\log x + 1$).	93
Cuadro 6A. Analisis de varianza para la variable larva por tratamiento de <i>Hippodamia convergens</i> (datos transformados mediante $\log x + 1$).	93
Cuadro 7A. Analisis de varianza para la variable adulto por tratamiento de <i>Cycloneda sanguínea</i> (datos transformados mediante $\log x + 1$).	94
Cuadro 8A. Analisis de varianza para la variable adulto por tratamiento de <i>Collops vittatus</i> (datos transformados mediante $\log x + 1$).	94
Cuadro 9A. Analisis de varianza para la variable adulto por tratamiento de <i>Zelus longipes</i> (datos transformados mediante $\log x + 1$).	94
Cuadro 10A. Analisis de varianza para la variable adulto por tratamiento de <i>Orius insidiosus</i> (datos transformados mediante $\log x + 1$).	95
Cuadro 11A. Analisis de varianza para la variable adulto por tratamiento de <i>Orius leavigatus</i> (datos transformados mediante $\log x + 1$).	95
Cuadro 12A. Analisis de varianza para la variable adulto por tratamiento de <i>Geocoris pallens</i> (datos transformados mediante $\log x + 1$).	95
Cuadro 13A. Analisis de varianza para la variable adulto por tratamiento de <i>Nabiz pseudoferus</i> (datos transformados mediante $\log x + 1$).	96
Cuadro 14A. Analisis de varianza para la variable adulto por tratamiento de <i>Allograpta obliqua</i> (datos transformados mediante $\log x + 1$).	96

INDICE DE FIGURAS

	Pág.
Fijura1. Hoja del cultivo del algodónero(A), flor del algodonero (B), fruto del algodonero (C) Campo Experimental la Laguna (CELALA, INIFAP), Matamoros Coahuila Mexico, 26/06/2020.....	7
Figura 2.Situacion mundial del algodón, 2006-2017 (miles de pacas de 480 libras de algodón pluma).....	10
Figura 3. Produccion nacional de algodón por entidad y por ciclo agricola, 2007-2016 (miles de toneladas de algodón en hueso). (SIAP, 2017).....	11
Figura 4. Volumen de produccion de algodón por entidad. (SIAP, 2017).....	12
Figura 5. Volumen de produccion nacional periodo 2009-2018 (SIAP, 2018).....	12
Figura 6. Produccion de algodón en Mexico, 2006-2017 (miles de toneladas de 480 libras de algodón pluma), (USDA 2017).....	13
Figura 9. Localizacion del Campo Experimental la Laguna (CELALA) Instituto Nacional de Investigaciones Forestales Agriolas y Pecuarias (INIFAP).....	36
Figura 7 Riego por gravedad en el cultivo del algodónero. Campo experimental la Laguna. (CELALA INIFAP), 5/04/2020.....	38
Figura 8. Distribucion de tratamiento de insecticidas evaluados en el campo experimental CELALA INIFAP, 2020.....	40
Figura 9. Metodo de muestreo binomial Perring, T. M., 2001.....	41
Figura 10. Aplicación de insecticidas en los tratamientos evaluados. Campo experimental la laguna, CELALA-INIFAP, 03/07/2020.....	43

Figura 11. Densidades de adultos de mosca blanca, <i>Bemisia tabaci</i> , por hoja en los tratamientos de insecticidas evaluados. CELALA-INIFAP, 2020.....	46
Figura 12. Densidades de ninfas de mosca blanca (<i>Bemisia tabaci</i>) por hoja en los tratamientos de insecticidas evaluados CELALA-INIFAP, 2020.....	49
Figura 13. Densidades de adultos de <i>Orius insidiosus</i> en los tratamientos de insecticidas evaluados. CELALA INIFAP, 2020.....	52
Figura 14. Densidades de adultos de <i>Orius leavigatus</i> en los tratamientos de insecticidas evaluados. CELALA INIFAP, 2020.....	55
Figura 15. Densidades de adultos de <i>Chrysoperla carnea</i> en los tratamiento de insecticidas evaluados CELALA INIFAP, 2020.....	58
Figura 16. Densidades de larvas de <i>Chrysoperla carnea</i> en los tratamientos de insecticidas evaluados CELALA INIFAP, 2020.....	61
Figura 17. Densidades de adultos de <i>Hippodamia convergens</i> en los tratamientos de insecticidas evaluados CELALA INIFAP, 2020.....	64
Figura 18. Densidades de población de <i>Hippodamia convergens</i> larva en los tratamientos de insecticidas evaluados CELALA INIFAP, 2020.....	67
Figura 19. Densidad de adultos de <i>Allograpta obliqua</i> en los tratamientos de insecticidas evaluados. CELALA INIFAP, 2020.....	70
Figura 20. Densidades de adultos de <i>Nabis pseudoferus</i> en los tratamientos de insecticidas evaluados. CELALA INIFAP, 2020.....	73
Figura 21. Densidades de adultos de <i>Geocoris pallens</i> en los tratamientos de insecticidas evaluados. CELALA INIFAP, 2020.....	76
Figura 22. Densidades de <i>Zelus longipes</i> en los tratamientos de insecticidas evaluados. CELALA INIFAP, 2020.....	79

Figura 23. Densidades de adultos de *Collops vittatus* en los tratamientos de insecticidas evaluados. CELALA INIFAP, 2020.....82

Figura 24. Densidades de adultos de *Cycloneda sanguinea* en los tratamientos de insecticidas evaluados. CELALA INIFAP, 2020.....85

INDICE DE CUADROS

	Pag.
Cuadro 1. Tratamientos de insecticidas evaluados en el Campo Experimental la Laguna CELALA INIFAP, 2020.....	39
Cuadro 2. Densidades de adultos de mosca blanca, <i>Bemisia tabaci</i> , por hoja en los tratamientos de insecticidas evaluados. CELALA-INIFAP, 2020.....	45
Cuadro3. Densidades de ninfas de mosca blanca (<i>Bemisia tabaci</i>) por hoja en los tratamientos de insecticidas evaluados CELALA-INIFAP, 2020.....	48
Cuadro 4. Densidades de adultos de <i>Orius insidiosus</i> en los tratamientos de insecticidas evaluados. CELALA INIFAP, 2020.....	51
Cuadro 5. Densidades de adultos de <i>Orius leavigatus</i> en los tratamientos de insecticidas evaluados. CELALA INIFAP, 2020.....	54
Cuadro 6. Densidades de adultos de <i>Chrysoperla carnea</i> en los tratamiento de insecticidas evaluados CELALA INIFAP, 2020.....	57
Cuadro 7.Densidades de larvas de <i>Chrysoperla carnea</i> en los tratamientos de insecticidas evaluados CELALA INIFAP, 2020	60
Cuadro 8. Densidades de adultos de <i>Hippodamia convergens</i> en los tratamientos de insecticidas evaluados CELALA INIFAP, 2020.....	63
Cuadro 9. Densidades de larvas de <i>Hippodamia convergens</i> en los tratamientos de insecticidas evaluados CELALA INIFAP, 2020.....	66
Cuadro 10. Densidad de adultos de <i>Allograpta obliqua</i> en los tratamientos de insecticidas evaluados. CELALA INIFAP, 2020.....	69

Cuadro 11. Densidades de adultos de <i>Nabis pseudoferus</i> en los tratamientos de insecticidas evaluados. CELALA INIFAP, 2020.....	72
Cuadro 12. Densidades de adultos de <i>Geocoris pallens</i> en los tratamientos de insecticidas evaluados. CELALA INIFAP, 2020.....	75
Cuadro 13. Densidades de <i>Zelus longipes</i> en los tratamientos de insecticidas evaluados. CELALA INIFAP, 2020.....	78
Cuadro 14. Densidades de adultos de <i>Collops vittatus</i> en los tratamientos de insecticidas evaluados. CELALA INIFAP, 2020.....	81
Cuadro 15. Densidades de adultos de <i>Cycloneda sanguinea</i> en los tratamientos de insecticidas evaluados. CELALA INIFAP, 2020.....	84

INDICE DE APENDICES

	Pag.
Cuadro 1A. Análisis de varianza para la variable adultos por hoja de mosca blanca, <i>Bemisia tabaci</i> , (datos transformados mediante $\log x + 1$).....	92
Cuadro 2A. Analisis de varianza para la variable ninfa por hoja de mosca blanca, <i>Bemisia tabaci</i> , (datos transformados mediante $\log x + 1$).....	92
Cuadro 3A. Análisis de varianza para la variable adulto por tratamiento de <i>Chrysoperla carnea</i> , (datos transformados mediante $\log x + 1$).....	92
Cuadro 4A. Analisis de varianza para la variable larva por tratamiento de <i>Chrysoperla carnea</i> (datos transformados mediante $\log x + 1$).....	93
Cuadro 5A. Analisis de varianza para la variable adulto por tratamiento de <i>Hippodamia convergens</i> (datos transformados mediante $\log x + 1$).....	93
Cuadro 6A. Analisis de varianza para la variable larva por tratamiento de <i>Hippodamia convergens</i> (datos transformados mediante $\log x + 1$).....	93
Cuadro 7A. Analisis de varianza para la variable adulto por tratamiento de <i>Cycloneda sanguínea</i> (datos transformados mediante $\log x + 1$).....	94
Cuadro 8A. Analisis de varianza para la variable adulto por tratamiento de <i>Collops vittatus</i> (datos transformados mediante $\log x + 1$).....	94
Cuadro 9A. Analisis de varianza para la variable adulto por tratamiento de <i>Zelus longipes</i> (datos transformados mediante $\log x + 1$).....	94
Cuadro 10A. Analisis de varianza para la variable adulto por tratamiento de <i>Orius insidiosus</i> (datos transformados mediante $\log x + 1$).....	95

Cuadro 11A. Analisis de varianza para la variable adulto por tratamiento de <i>Orius leavigatus</i> (datos transformados mediante $\log x + 1$).....	95
Cuadro 12A. Analisis de varianza para la variable adulto por tratamiento de <i>Geocoris pallens</i> (datos transformados mediante $\log x + 1$).....	95
Cuadro 13A. Analisis de varianza para la variable adulto por tratamiento de <i>Nabiz pseudoferus</i> (datos transformados mediante $\log x + 1$).....	96
Cuadro 14A. Analisis de varianza para la variable adulto por tratamiento de <i>Allograptia obliqua</i> (datos transformados mediante $\log x + 1$).....	96

I. INTRODUCCION

La Región Lagunera se localiza en la parte central de la porción norte de México. Se encuentra ubicada entre los meridianos 102°03'09" y 104°46'12" de longitud oeste y los paralelos 24°22'21" y 26°52'54" latitud norte. Su altura media sobre el nivel del mar es de 1, 139 metros. Su topografía es en términos generales plana y de pendientes suaves, que varían de 0.2 a 1 m/km, generalmente hacia norte y noreste, se sostiene de dos principales actividades agrícolas y pecuarias, en la cual la siembra de algodón (*Gossypium hirsutum*) raza mexicana destacó en la década de los 70 s. (Miranda, 2008). El cultivo del algodón ha sido explotado en la Región Lagunera desde hace más de 150 años; sin embargo, la extensión en la superficie cultivada se ha visto disminuida de manera considerable en los últimos años, debido a varios factores, entre los que destaca la caída del precio a nivel internacional de la fibra, sobre producción de la fibra, abuso excesivo de productos químicos y la fuerte incidencia de plagas, el cual se considera que fue el mayor motivo de la disminución de superficie sembrada de algodón en la comarca lagunera (Martínez, 1998).

En la Comarca Lagunera el algodón es un cultivo de importancia económica por ser fuente de divisas para México por la venta de la fibra al exterior; crea empleos a nivel regional manteniendo unidas a las familias laguneras (Pacheco, 1986). Perteneciente a la familia Malvácea, género *Gossypium* existen cerca de 50 especies registradas en el mundo, pero las especies de mayor auge a nivel mundial son *G. hirsutum*, *G. barbadence*, *G. herbaceum* y *G. arboreum*. La mayor parte del algodón que se comercializa proviene de *G. hirsutum* y *G. barbadence* (Sagarpa, 2011).

Las plagas y enfermedades han sido una limitante para el buen desarrollo y establecimiento del cultivo del algodón en la comarca lagunera. El gusano bellotero (*Heliothis zea*, *H. virescens*), el picudo del algodón (*Anthonomus*

grandis), la conchuela (*Chlorochoa ligata* y *Nezara viridula*) y recientemente la mosquita blanca (*Bemisia tabaci*) se han convertido en la limitante principal para el cultivo (Sánchez, 1996).

En la Comarca Lagunera este insecto se convirtió en un serio problema a partir del otoño de 1994. Durante 1996 provocó pérdidas en producción del 40 al 100% en cultivos hortícolas y un incremento en al menos dos en el número de aplicaciones de insecticidas en melón, calabaza, tomate y algodonero (Sánchez *et al.*, 1996).

Ávila *et al.* (2000) colectaron especímenes de moscas blancas en la Comarca Lagunera durante 1996-1997 y fueron enviados al Centro Nacional de Referencia para su identificación. Las especies de moscas blancas identificadas fueron: *Bemisia argentifolii*, *Trialeurodes vaporariorum*, *Aleurocanthus woglumi*, *Trialeurodes abutilonea*, *Tetraleurodes acaciae*, *Aleurothrixus jloccosus* y *Bemisia tabaci*, siendo la más importante *B. argentifolii*, ya que es la especie de mayor prevalencia tanto en ornamentales como en la maleza y principales cultivos del área, incluso en el campo Lagunero la especie *B. argentifolii* ha desplazado a las otras especies. Actualmente, los nombres *B. tabaci* biotipo *B* y *B. argentifolii* (SWF, por sus siglas en inglés) son utilizados como sinónimos (Perring, 2001).

1.1 Objetivo general

1. Evaluar la efectividad de insecticidas convencionales y biorracionales para el control de la mosca blanca *Bemisia tabaci*.

1.2 Objetivos específicos

1. Actualizar la lista de insecticidas efectivos para el control de la mosca blanca *Bemisia tabaci* en el algodón.

2. Ofrecer alternativas de control de la mosca blanca, *Bemisia tabaci* que sean compatibles con el manejo integrado de plagas.

1.3 Hipótesis

1. Los promedios de adultos y ninfas de mosca blanca (*Bemisia tabaci*) son iguales en todos los tratamientos de insecticidas evaluados.

2. Los tratamientos de insecticidas evaluados no perjudican a la fauna benéfica presente en el cultivo del algodón.

II. REVISION DE LITERATURA

2.1 El cultivo del algodnero

2.1.1 Historia

Los primeros escritos del algodón son textos hindúes, himnos que datan 1500 años A.C. y libros religiosos de 800 años A.C. Los especímenes más viejos de productos fabricados con algodón datan desde unos 3000 años A.C. eran fragmentos de tejidos muy elaborados en la región norte de la costa peruana. A partir del año 800 D.C. se encuentran menciones de fibras y tejidos en los países orientales. Los árabes propagaron el algodón en los países mediterráneos y ese fue el origen de la industria del algodón en Europa (Sagarpa, 2011).

En México la primera región en la que se cree que se cultivó el algodón fue en Veracruz. Se tenía una producción en el siglo XVI de 116 millones de libras, pero disminuyó al llegar los españoles. A partir de 1860 aumentó el interés en varias partes de México. Las zonas que se dedicaban a su cultivo están situadas al norte del país y cerca de los Estados Unidos (Sagarpa, 2011).

2.1.2 Origen

El algodón pertenece a la familia *Malvaceae* y al género *Gossypium* existen cerca de 50 especies que comprenden este género. Sin embargo, de todas estas especies solo 4 son las de mayor importancia a nivel mundial *G. hirsutum* *G. barbadence* *G. arboreum* *G. herbaceum*. La mayor parte del algodón cultivado procede únicamente de dos especies las cuales *G. hirsutum* aporta el 90% de la producción mundial mientras que *G. barbadence* aporta únicamente el 5% de la producción a nivel mundial, el otro 5% restante se distribuye entre *G. arboreum* y *G. herbaceum* (SFA, 2011).

Las cuatro especies de algodón cultivadas fueron domesticadas independientemente, como fuente de fibra para la manufactura de textiles. Los centros de domesticación se ubican en África y el sur de Asia central, México y Sudamérica. Las dos especies de mayor cultivo a nivel mundial son originarias del

continente americano *G. hirsutum* originaria del sur de México y Centroamérica y *G. barbadence* originaria del Perú (SFA, 2011).

2.1.3 Taxonomía del algodónero

Reino	Plantae
Subreino	Tracheobionta
División	Magnoliophyta
Clase	Magnoliopsida
Subclase	Rosidae Malvidae
Orden	Malvales
Familia:	Malvaceae
Género:	Gossypium

2.1.4 Morfología del algodónero

Raíz

La raíz principal es axonomorfa o pivotante. Las raíces secundarias siguen una dirección más o menos horizontal. En suelos profundos y de buen drenaje, las raíces pueden llegar hasta los dos metros de profundidad. En los de poco fondo o mal drenaje apenas alcanzan los 50 cm. El algodón textil es una planta con raíces penetrantes de nutrición profunda (AGRI nova Science, 2010).

Tallo

La planta de algodón posee un tallo erecto y con ramificación regular. Existen dos tipos de ramas, las vegetativas y las fructíferas. Los tallos secundarios, que parten del principal, tienen un desarrollo variable (AGRI nova Science, 2010).

Hojas

Las hojas son pecioladas, de un color verde intenso, grandes y con los márgenes lobulados. Están provistas de brácteas (AGRI nova Science, 2010).

Flores

Las flores son dialipétalas, grandes, solitarias y penduladas. El cáliz de la flor está protegido por tres brácteas. La corola está formada por un haz de estambres que rodean el pistilo. Se trata de una planta autógama. Aunque algunas flores abren antes de la fecundación, produciéndose semillas híbridas (Infoagro, 2011).

Fruto

El fruto es una cápsula en forma ovoide. Con tres a cinco carpelos, que tiene seis a diez semillas cada uno. Las células epidérmicas de las semillas constituyen la fibra llamada algodón. La longitud de la fibra varía entre 20 y 45 cm, y el calibre, entre 15 y 25 micras. Con un peso de 4 a 10 gramos. Es de color verde durante su desarrollo y oscuro en el proceso de maduración (infoagro, 2011)



Fijura1. Hoja del cultivo del algodón(A), flor del algodón (B), fruto del algodón (C) Campo Experimental la Laguna (CELALA, INIFAP), Matamoros Coahuila Mexico, 26/06/2020.

2.1.5 Condiciones edáficas y clima

Es típico de las zonas cálidas, la germinación se produce cuando se alcanza una temperatura superior a los 14°C, siendo el óptimo de germinación cuando se alcanzan los 20°C; para la floración se necesita una temperatura óptima de 20°C a 30°C y para la maduración de la bellota se necesita una temperatura de 27°C a 30°C, se trata de un cultivo exigente en agua, pues la planta tiene mucha cantidad de hojas provistas de estomas por lo que transpira cuando hay un exceso de calor; los riegos deben de aplicarse en todo el desarrollo de la planta, requiere suelos profundos y permeables características de los arcillosos(SIAP, 2017).

2.1.6 Situación mundial del algodón

Ruiz (2017) determinó que el mercado mundial del algodón ha tenido cambios importantes en producción de fibra, en los años 2011-2012 se experimentó el récord mundial en producción teniendo un total de 27.9 millones de toneladas. El rendimiento promedio mundial de algodón experimentó un importante crecimiento en 2016-2017, pasando de 700 a 783 kilogramos de fibra por hectárea en promedio. Este crecimiento del 12% se debió en gran medida a las mejores condiciones climáticas y a una menor presión de las plagas en algunas regiones.

Ruiz (2017) también señaló que el consumo mundial de la fibra de algodón se ha venido recuperando y promedió un total de 24,5 millones de toneladas en 2016-2017, esto es un incremento del 10% frente a 2011-2012. Esto debido a que el mayor porcentaje del consumo de la producción de fibra de algodón (75%) se concentra solo en 5 países siendo china el país que más consumo de fibra de algodón ha registrado (8 millones de toneladas 2016-2017), India ocupó el segundo puesto con un consumo promedio de 5,2 millones de toneladas. Pakistán

(2,1 millones de toneladas), Bangladesh (1,4 millones de toneladas) y Turquía (1,5 millones de toneladas) ocuparon el tercer, cuarto y quinto puesto respectivamente. Actualmente, India es el mayor productor, y el segundo mayor consumidor y exportador de fibra de algodón a nivel mundial. La superficie aldononera en India ha aumentado significativamente en la última década, pasando de 9,4 millones de hectáreas en 2008-2009 a 11,6 millones de hectáreas en 2017-2018. Este hecho, sumado a los mejores resultados en productividad, representa un incremento del 26% de la producción de fibra de algodón. Como resultado, India es desde la temporada 2015-2016 el mayor productor de fibra de algodón del mundo.

Ruiz (2017) señala que China es el mayor consumidor, mayor importador y segundo mayor productor de fibra de algodón a nivel mundial. En 2016-2017, la superficie aldononera disminuyó por quinta temporada consecutiva y se ubicó en 2,9 millones de hectáreas, el nivel más bajo registrado desde la temporada 1949-1950. Ruiz (2017) señala que la escasez de mano de obra, el aumento de los costos de producción, el aumento de las importaciones y la mayor rentabilidad de otros cultivos son, entre otros, algunos de los factores que han desalentado a los productores aldononeros.

Actualmente, Estados Unidos es el mayor exportador, el tercer mayor productor y el noveno mayor consumidor de fibra de algodón a nivel mundial. En 2016-2017, la superficie aldononera en Estados Unidos se recuperó en un 18% hasta alcanzar casi 3,9 millones de hectáreas gracias al alto precio del algodón en el momento. El rendimiento promedio en 2016-2017 aumentó un 13% para quedar en 972 kg/ha. La suma de una mayor área y de mayores rendimientos da como resultado una producción de fibra estimada de 3,7 millones de toneladas, un 33% superior al volumen obtenido la temporada anterior (USDA, 2019).

Pakistán es el tercer mayor consumidor, cuarto mayor productor y octavo mayor importador de fibra de algodón a nivel mundial. En los últimos diez años, la superficie aldononera en Pakistán ha oscilado entre 2,5 y 3,1 millones de hectáreas. En 2016-2017, la superficie aldononera se redujo 14% frente a la

temporada anterior. Sin embargo, la producción de fibra de algodón se estima en 1,7 millones de toneladas, un crecimiento del 8% frente a la temporada anterior. Este crecimiento se debe principalmente al incremento en el rendimiento promedio nacional, el cual pasó de 530 kilogramos de fibra en 2015-2016 a casi 670 kilogramos de fibra por hectárea en 2016-2017 (Ruiz, 2017).

Turquía ocupa el cuarto, quinto y séptimo lugar como mayor consumidor, importador y productor de algodón a nivel mundial. En 2016-2017, la producción de fibra se amplió un 10% hasta alcanzar 703 000 toneladas, como consecuencia a los mejores rendimientos obtenidos gracias al uso de semillas de mejor calidad y a la disponibilidad de riego. En contraposición, las importaciones de algodón del país parecen encaminarse hacia una reducción del 12% que las dejaría en 800 000 toneladas en 2016-2017. Esta reducción es una respuesta al aumento de la producción nacional y a la caída del 3% en el consumo interno. Bangladesh es actualmente el primer importador y quinto mayor consumidor de fibra de algodón a nivel mundial. La producción de algodón en Bangladesh es mínima en comparación con su consumo industrial. A pesar de los esfuerzos del país por desarrollar su producción, estos no han dado demasiados frutos, y el país actualmente cuenta con una oferta de fibra de solo 28 000 toneladas (Ruiz, 2017).

Vietnam es actualmente el segundo importador y sexto mayor consumidor de fibra de algodón a nivel mundial. Indonesia no es un país muy propicio para el cultivo de algodón a escala comercial, dado que las condiciones climatológicas no son las más indicadas para el cultivo. La producción de fibra permanece en niveles muy bajos comparados con las necesidades de la industria de hilatura nacional. Las principales causas que explican este fenómeno son las limitaciones climáticas y del suelo, y el hecho de que los agricultores prefieren cultivos alternos los cuales les proporcionan una mayor rentabilidad en un periodo de tiempo más corto (Ruiz, 2017).

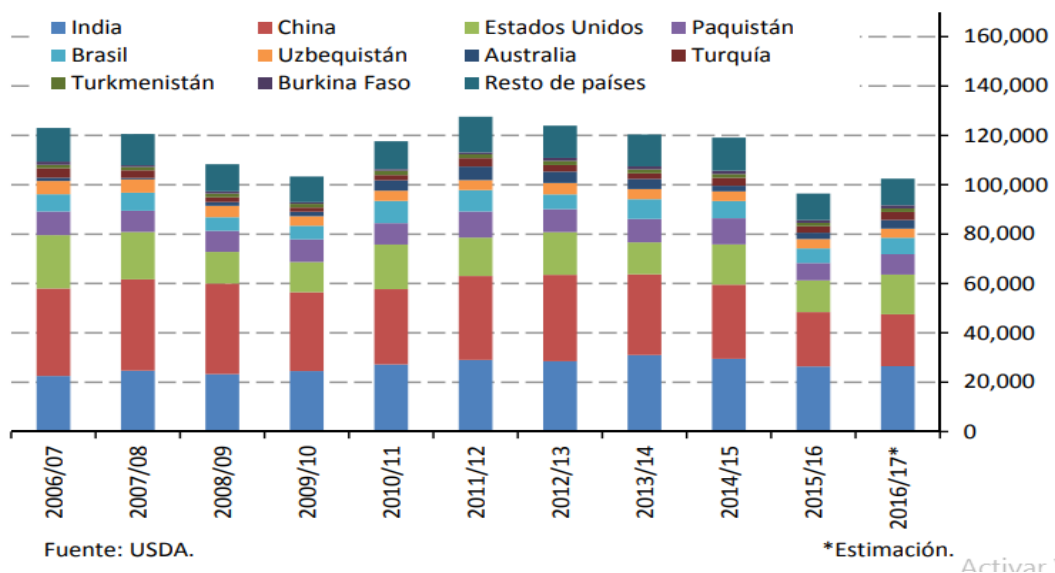


Figura 2. Situación mundial del algodón, 2006-2017 (miles de pacas de 480 libras de algodón pluma).

2.1.7 Situación del algodón en México

En 2017 México fue el decimotercer productor mundial de algodón (SAGARPA, 2018) con un volumen de 339,650 toneladas en una superficie de 210 mil hectáreas, obteniéndose un rendimiento de 1,617 kg/ha superado el rendimiento promedio mundial que se ubicó en 801 kg/ha (USDA, 2019). Los principales estados productores son Chihuahua, Coahuila, Baja California, Sonora, Durango y Tamaulipas. Chihuahua es el principal estado productor, en 2017 contribuyó con el 70% de la producción nacional (SIAP, 2019).

Aproximadamente el 99% de la producción de algodón en México ocurre en el ciclo agrícola primavera-verano, ya que el cultivo en entidades como Chihuahua, Baja California, Coahuila, Durango y Sonora se observa en este ciclo. Por otro lado, la producción de Sinaloa y parte de la producción de Tamaulipas ocurre en el ciclo otoño-invierno (SIAP, 2019).

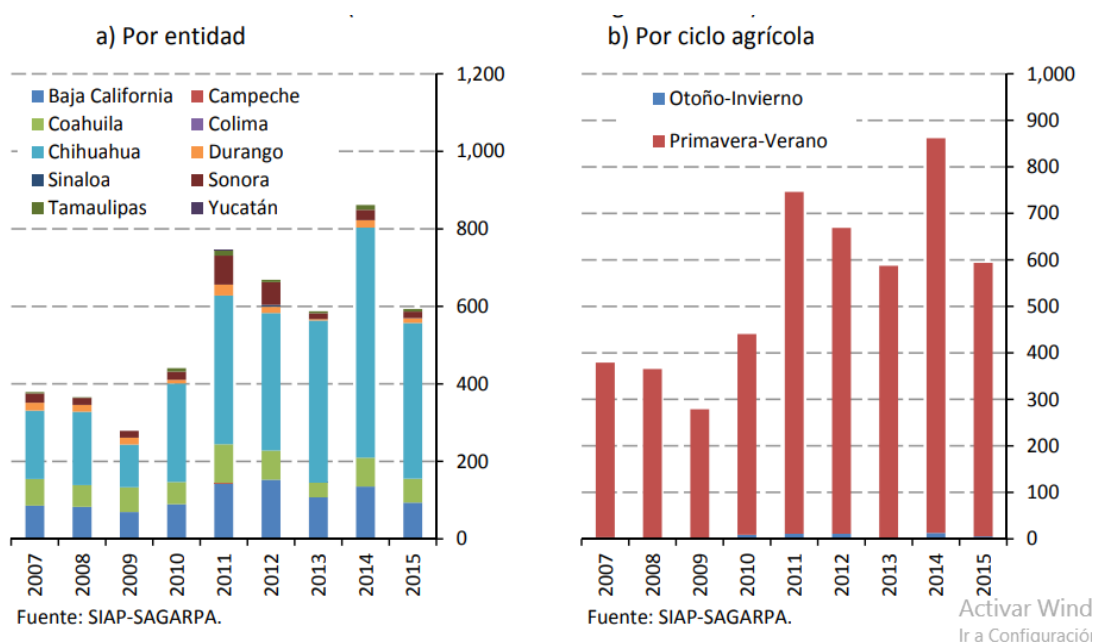


Figura 3. Producción nacional de algodón por entidad y por ciclo agrícola, 2007-2016 (miles de toneladas de algodón en hueso). (SIAP, 2017).

Por otro lado, se prevé que el rendimiento promedio alcance 7 pacas por hectárea. Lo anterior como resultado de factores como: 1) uso de semillas mejoradas, en particular, variedades que permiten alta densidad de siembra; y 2) condiciones de climas favorables. No obstante, los rendimientos de algodón en México varían considerablemente entre regiones productoras. Así, el rendimiento más alto se espera en Coahuila con 8.3 pacas por hectárea, mientras que los rendimientos menores se esperan en Tamaulipas y Sinaloa con un promedio apenas superior a las 3 pacas por hectárea. (SIAP, 2019).

Chihuahua GRANDE MAGAZINE

Volumen de producción por entidad

Rank	Entidad federativa	Región	Volumen (toneladas)	Variación (%) 2017-2018
Total nacional			1,162,603	15.2
1	Chihuahua	Noreste	802,754	13.3
2	Baja California	Noroeste	179,833	23.9
3	Coahuila	Noreste	92,423	12.8
4	Tamaulipas	Noreste	37,135	15.3
5	Sonora	Noroeste	36,497	30.4
6	Durango	Noreste	13,961	3.7

Figura 4. Volumen de producción de algodón por entidad. (SIAP, 2017).

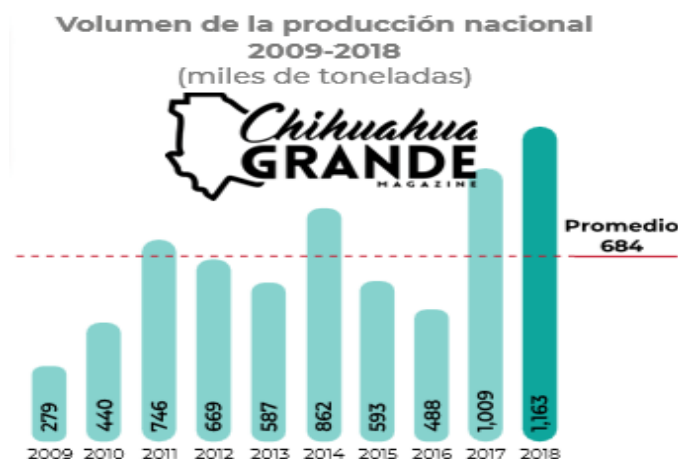


Figura 5. Volumen de producción nacional periodo 2009-2018 (SIAP, 2018).

En 1960 se cosecharon 904,000 hectáreas y se produjeron 457,221 toneladas de algodón, mientras que en 1993 la producción se ubicó en 26,562 toneladas, es decir, tan sólo el 5.8% de la producción de 1960 (Gutiérrez *et al.*, 2019). La falta de políticas de fomento para el cultivo y el abandono del mismo en algunas regiones del país, trajeron como consecuencia que la producción fuera insuficiente para satisfacer la demanda de la industria textil. La producción algodonera se

encuentra en recuperación, después de varios años de enfrentar el desinterés por el cultivo ocasionado por la pérdida de rentabilidad (SAGARPA-FAO, 2014)

En 1996 México y Estados Unidos se convirtieron en los primeros países en plantar con fines comerciales el algodón genéticamente modificado. En México, el algodón se sembró principalmente en la Comarca Lagunera debido a la necesidad de reactivar la producción (Traxler, 2004). La producción de algodón en México se ha visto influenciada por el comportamiento de los mercados internacionales vulnerados por la demanda de fibras sintéticas y por la inestabilidad de los precios. De 2000 a 2009 los precios internacionales de la fibra fueron bajos, lo cual contribuyó a que la producción se estancara (FIRA, 2016).

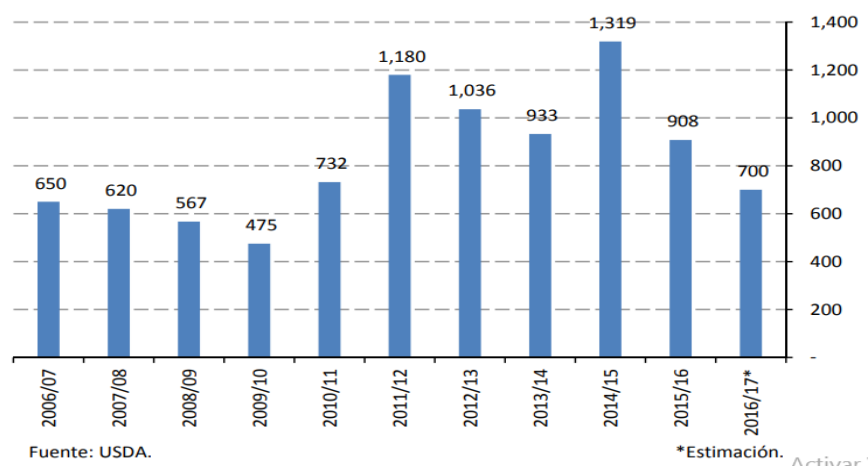


Figura 6. Producción de algodón en México, 2006-2017 (miles de toneladas de 480 libras de algodón pluma), (USDA 2017).

Cabe mencionar que en el periodo 2014-2015 se obtuvo el mayor rendimiento de producción de algodón en México desde 1988-1989. Se estima que la producción nacional de algodón decrezca en su producción esto debido a que fuentes

privadas aseguran que se deberá por la rotación de cultivos y conservación del suelo (FIRA, 2016).

2.1.8 Situación del algodón en la Comarca Lagunera

Al inicio del cultivo del algodón se trató de una planta de raza mexicana cuyas características eran de una planta con grandes ramas y raíces profundas que comenzaba a dar frutos a partir del segundo año, muy resistente a la falta de riego, que se reproducía varios años seguidos, pero con una pérdida progresiva en la calidad de la fibra (Miranda, 2008). La superficie algodонера en la Comarca Lagunera alcanzó un máximo de 142,777 hectáreas en 1944, pero cayó a menos de 1.000 ha en 1995 y 1996 debido a la volatilidad de los precios y los cambios en la política gubernamental y la escasez de agua para riego (Miranda, 2008).

Es a partir de 1880 y con los fraccionamientos de los grandes latifundios, en que se introducen las primeras variedades de la semilla de algodón americano, que requería la siembra anual y una mayor cantidad de riego. Sin embargo, a través de los años, se han tenido altibajos en los niveles de superficie sembrada debido a la disponibilidad de agua, o bien a los bajos precios en la comercialización de este producto, entre otros factores (Traxler, 2004). En 1994, el gobierno federal de México y el estado de Coahuila crearon un fondo para reactivar el cultivo de algodón en la región. Este fondo proporcionaba crédito subvencionado a los productores a través de asociaciones de productores. En la actualidad, los rendimientos de algodón en la Comarca Lagunera se sitúan en el 125% del promedio nacional, habiendo aumentado de menos de una tonelada / ha a fines de la década de 1980 a 1,6 toneladas / ha en 2000. Los rendimientos habían alcanzado previamente su punto máximo en 1984, luego disminuyeron debido a serios problemas con el control de plagas. En 2000, sólo se plantaron 8.283 ha de algodón en la Comarca. (Traxler, 2004).

2.2 Mosca blanca

Entre las plagas más importantes a nivel nacional que atacan al cultivo del algodón destaca.

Picudo del algodón: (*Anthonomus grandis* Boh), heliotis, (*Heliothis armigera*), gusano rosado (*Pectinophora gossypiella*), araña roja (*Tetranychus urticae*), pulgones principalmente (*Aphis gossypii*) y mosquita blanca (*Bemisia tabaci*) (*Bemisia argentifolii*) (SENASICA, 2020).

2.2.1 Origen

Bemisia tabaci, también conocida como la mosca blanca del algodón, del tabaco o de la batata, fue originalmente observada en tabaco en Grecia, y fue descrita como *Aleyrodes tabaci* (Gennadius 1889). En el Nuevo mundo fue colectada por primera vez en 1897 sobre *Ipomoea batatas* (L.) Lam. En los Estados Unidos, donde se describió como *Aleyrodes inconspicua* Quaintance (Oliveira *et al.*, 2001).

Debido a la variación morfológica que sufre este insecto de acuerdo con el hospedero donde ha sido encontrado, se le han dado 22 nombres, los cuales hoy se consideran sinónimos de la especie *Bemisia tabaci*, una detallada revisión de la nomenclatura que rodea el complejo de especies de *Bemisia tabaci* es presentada por Perring (2001). Algunos científicos sugieren que *B. tabaci* puede ser originaria de África tropical, desde donde se dispersó a Europa y Asia, y fue posteriormente introducida al Neotrópico, principalmente por transporte de material de plantas (Brown *et al.* 1996). Sin embargo, otros científicos sugieren que esta especie puede ser nativa de India o Pakistán, donde se ha encontrado la mayor diversidad de especies de sus enemigos naturales (Brown *et al.*, 1995). *B. tabaci* se extiende en un amplio rango de sistemas agrícolas, desde subtropicales hasta tropicales, pero también ocurre en áreas de climas templados. Es una especie distribuida globalmente y se encuentra en todos los continentes con excepción de la Antártica (Martin *et al.*, 2000, Oliveira *et al.*, 2001).

2.2.2 Ubicación taxonómica *Bemisia tabaci*

Clase	Insecta
Orden	Hemiptera
Familia	Aleyrodidae
Género	Bemisia
Especie	Tabaci

2.2.3 Descripción morfológica de *Bemisia tabaci*

De acuerdo con Naranjo *et al.* (2004) la hembra de mosca blanca oviposita en promedio 78 huevecillos (en laboratorio) de forma individual, con período de incubación de cinco días; pone sus huevos en el envés de las hojas, en forma individual. Durante toda su vida las hembras pueden ovipositar 250 huevecillos. Pasado el período de incubación emergen pequeñas ninfas, que caminan durante algunas horas, fijándose a las hojas con su aparato bucal chupador. Desarrolla cuatro estadios ninfales en un período de 14 días y un estado pupal en dos días. Sin embargo, la duración del ciclo varía de acuerdo con la temperatura en que la plaga se desarrolle, siendo mucho más corto mientras más alta sea la temperatura promedio. Durante el invierno, las bajas temperaturas y el aumento de la humedad relativa, provocan una baja incidencia de mosca blanca. Durante esta época, los adultos son poco activos y se localizan en el envés de las hojas. Con el

incremento de las temperaturas diurnas aumenta su actividad y se le localizan en el haz y el envés de las hojas (Ruiz *et al.*, 2013).

Huevo

Los huevecillos de la mosca blanca son piriformes y presentan en uno de sus extremos un pedicelo que utiliza el adulto para colocarlo en el follaje; Paulson y Beardsley (1985) indican que el pedicelo es una extensión del corion, que mide aproximadamente 300 micras y su función primordial es absorber la humedad esencial requerida, para el desarrollo normal del huevecillo.

Por otra parte (Castillo *et al.*, 2013). Afirma que el huevecillo de *Bemisia tabaci* tiene dimensiones de 190-200 μm de longitud y de 100-129 μm de ancho, ovipositados individualmente o en grupos sobre la superficie de la hoja, raramente son puestos en círculo; de color blanco amarillento, tornándose marrón dorado en su etapa final. Al emerger la larva el corión del huevo permanece erecto.

Ninfa

A la ninfa del primer instar también se le conoce como “larva” por tener patas y antenas funcionales; las primeras le sirven para desplazarse rápidamente hacia el lugar donde inserta sus piezas bucales, para permanecer inmóvil el resto de su ciclo. Las ninfas toman entonces una forma semiovalada, son de color blanco amarillento, semitransparentes, más anchas en la parte anterior (Andreas, 1996).

Las ninfas del segundo y tercer instar secretan cera, pues poseen glándulas cerígenas con una abertura de salida. Estas glándulas están distribuidas en diversas partes de su cuerpo (Andreas, 1996).

El último instar ninfal recibe el nombre de “pupa”, debido a que externamente se forman las alas durante la metamorfosis. La “pupa”, al principio se alimenta hasta llegar a una fase en que la forma del adulto es evidente, con ojos de color rojo y cuerpo color amarillo claro, de cierta forma similar a una pupa de los insectos holometábolos. Durante esta etapa no se alimenta (Byrne y Bellows, 1991).

Adulto

Para emerger, el adulto realiza en el dorso una abertura a lo largo de la pupa y otra horizontal en la parte más ancha, formando una “T”. Los adultos de mosca blanca son de color amarillo pálido, aunque dan la impresión de ser blancos por el “polvillo” ceroso que siguen secretando como las ninfas. La mosca blanca mide alrededor de 1.5 mm de longitud, con alas ovales que descansan sobre el abdomen de forma aplanada o formando un ángulo por el cual pueden reconocerse algunas especies (García, 2010).

Los machos y hembras a menudo emergen como adultos, próximos unos de otros en la misma hoja. La copulación tiene lugar después de un cortejo algo complicado, el cual dura de 2 a 4 minutos; puede haber cópulas múltiples. Las hembras fecundadas producen una progenie de machos y hembras, mientras que las no fecundadas solo producen hembras (Nava et al. 2001).

2.2.4 Hospedantes

Esta especie es polífaga, se puede alimentar y reproducir sobre un gran número de plantas como: tomate *Lycopersicon esculentum* mill L., tomate de cáscara *Physalis ixocarpa* Brot. ex Hormen, papa *Solanum tuberosum* L., chile *Capsicum annum* L., pepino *Cucumis sativus* L., tabaco *Nicotiana tabacum* L., frijol *Phaseolus vulgaris* L., algodón *Gossypium hirsutum* L., calabaza *Cucurbita pepo* L., melón *Cucumis melo* L., sandía *Citrullus lannatus* Thunb, berenjena *Solanum*

melongena L. y muchas plantas más de importancia económica, así como muchas especies de malezas (Cervantes, 1991).

2.2.5 Daños

La mosca blanca puede causar los siguientes tipos de daño a sus plantas hospederas: succión de la savia, lo que reduce el vigor de la planta y su producción, excreción de mielecilla, transmisión de enfermedades virales e inyección de toxinas, las cuales inducen desórdenes fisiológicos en las plantas. El daño directo causa reducción del vigor de la planta, defoliación, achaparramiento, y finalmente bajos rendimientos. Las mosquitas blancas excretan una sustancia azucarada llamada “mielecilla”, sobre la cual se desarrollan hongos, usualmente *Capnodium sp.*, cuyo micelio forma una capa fina de color negro sobre los órganos de la planta, comúnmente conocida como fumagina, que interfiere con la actividad fotosintética de las hojas y pueden disminuir la calidad de la cosecha. En el algodón, la mielecilla contamina la fibra volviéndola pegajosa, lo cual dificulta el proceso de hilado, baja la calidad del producto final y aumenta el desgaste de la maquinaria. Esta situación propicia sanciones económicas a los productores de algodón cuando se rebasa un umbral determinado de contenido de mielecilla en la fibra (Pacheco 1994).

2.2.6 Enemigos naturales

Existen varios enemigos naturales como parasitoides y depredadores, que ejercen algún grado de control de los adultos y ninfas, siendo estos los siguientes: *Encarsia pergandiella* Howard, *Encarsia nigricephala* Dossier, *Encarsia spp.*, *Eretmocerus haldemani* Howard y un sceliónido aún no identificado, que son parasitoides de ninfas y que en el cultivo de jitomate a cielo abierto, cuando se realiza un uso racional de insecticidas, son capaces de parasitar hasta un 50 y 60 % de los estados inmaduros de mosquita blanca (Bravo, 1996). Entre los depredadores de esta plaga, están: *Orius sp.*, *Geocoris sp.*, *Chrysoperla carnea* Stephens, *Colleomegilla sp.* y *Scymnus sp.* (Bravo, 2004). Además, existen hongos entomopatógenos capaces de causar la muerte a este insecto y que

tienen gran potencial de control, como *Beauveria bassiana* Bals. Criv. Vuill y *Paecilomyces sp* (Bravo, 2004).

2.2.7 Distribución

La mosca blanca se considera originaria de la India o Pakistán y actualmente *B. tabaci* se encuentra distribuida en todas las regiones tropicales y subtropicales del mundo, pero su rango geográfico se ha movido hacia áreas templadas. En México, *B. tabaci* se encuentra distribuida prácticamente en todo el territorio nacional, causando daños severos en hortalizas de la región noroeste del país (Martínez, 1993).

2.3 Manejo integrado de mosca blanca en el cultivo del algodón

2.3.1 Conceptos y definiciones de manejo integrado de plagas

El Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias (INIFAP) impulsa esquemas integrales de trabajo orientados a reducir la presencia de mosca blanca en el algodón, a través de acciones de control biológico orientados a disminuir el manejo de insecticidas y los costos de producción en este cultivo. (agro síntesis, 2020).

Manejo integrado, se refiere a la integración de todas las estrategias que permiten combatir la mosca blanca, dejando como última opción el control químico. Se conjugan el control cultural, con la eliminación de hospederos al término de la cosecha del cultivo que colabora en la multiplicación de la plaga; y el control biológico, donde se monitorea la población, tanto de la plaga como de insectos benéficos presentes en el algodón, este último, para relacionar el incremento de la mosca blanca respecto a sus depredadores y mostrar al productor la posibilidad de evitar aplicaciones de insecticidas contra la plaga si se mantiene la presencia en abundancia de los benéficos que favorecen el cultivo, como arañas, catarinas, chinches y avispias parasitoides –larvas que se alimentan y desarrollan en el cuerpo de otro-, sin contaminar la fibra (agro síntesis, 2020). Cabe mencionar

que, en 2019, durante el ciclo, se trabajó para conocer la dinámica de la población de la mosca blanca en el algodón y en cultivos que son hospederos, como el melón, en la Comarca Lagunera (agro síntesis, 2020).

2.3.2 Control biológico

De Bach (1964) y Van Lenterén (1995) definen el control biológico como “el estudio y la utilización por parte del hombre, de parásitos, depredadores y patógenos, para regular la población de una plaga, manteniendo a ésta en niveles más bajos de lo que se observaría en su ausencia.

A su vez, la Organización Internacional de Control Biológico (IOBC) define el control biológico como:

“la utilización de organismos vivos, de sus recursos o de sus productos para prevenir o reducir las pérdidas o daños causados por organismos plaga”, tratando de restablecer los niveles de control natural autosostenidos que se dan en los ambientes nativos.

Villacide, y Corley (2012) afirman que los organismos que son utilizados comúnmente como enemigos naturales en el control biológico de invertebrados, se clasifican en cuatro categorías: parasitoides, depredadores, patógenos y competidores, los cuales provienen de una gran variedad de grupos taxonómicos, incluyendo a los insectos, ácaros, nematodos y microorganismos, tales como las bacterias, los virus, los hongos y los organismos unicelulares. Estos agentes de control, al pertenecer a distintos grupos poseen diferentes propiedades biológicas y comportamentales. Estas diferencias hacen que unos u otros sean más o menos exitosos como biocontroladores en una estrategia de control determinada.

Crysopas, *Chrysoperla carnea*.

Importancia.

La familia *Chrysopidae* comprende especies de insectos que son empleados para el control biológico de insectos plagas chupadoras en diversos cultivos de importancia económica. El grupo *carnea* es considerado el de mayor importancia económica que incluye las especies de *Chrysoperla carnea* Stephens y *Chrysoperla rufilabris* (Bohema, 2008).

Morfología

Huevo oval previsto en su margen apical de un micrópilo y sostenido por un pedicelo de aproximadamente 3.5mm; la coloración varía de amarillo-verde cuando es recién ovipositado es de color verde oscuro (Ramírez, 2007).

Larva primer instar- cabeza blanca, con un par de manchas dorsales café longitudinales, proyectadas desde la base de la cabeza hasta o ligeramente antes del margen medial de las mandíbulas; los márgenes aproximadamente iguales en su ancho basal y distal; las manchas de las genas se extienden desde el margen apical hasta los ojos, metotorax con un par de manchas anterolaterales café-rojizo (Ramírez, 2007).

Larva segundo instar-similar a la larva del tercer instar a excepción de que la coloración es más clara. Larva del tercer instar- cabeza con los márgenes de las manchas dorsales rectos y extendiéndose cerca del margen cérvico medial hasta el margen de la cabeza; manchas usualmente de café a ámbar, metatórax con un par de manchas que se extienden anterolateral mente hasta las coxas meta torácicas; meso y metatórax con grandes áreas blancas dorsoventrales (Ramírez, 2007).

Pupa- es de tipo exórala con apéndices bucales móviles; antenas enrolladas lateralmente cercanas a los muñones alares; mandíbulas quitinizadas.

Adulto- cuerpo blando y delgado de color verde, las verdes con venas transversas oscuras. Cabeza con las genas con manchas rojas, proyectándose desde los ojos hasta las mandíbulas.

Biología

La hembra generalmente oviposita en forma individual y preferentemente en lugares donde se encuentran insectos exudantes de mielecilla, principalmente homópteros, debido a que estos lugares proveen una fuente alimenticia al adulto, además que facilita a la larva recién emergida el encontrar rápidamente a sus presas. Los estados de desarrollo de *chrysoperla spp.* Utilizados para la liberación son el huevecillo y las larvas de primer instar; sin embargo, se han obtenido mejores resultados al liberar la larva debido a su mayor capacidad de soportar las condiciones ambientales adversas y por lo tanto resulta más económico al tener que liberar una menor cantidad de individuos en comparación con el número de huevecillos (Ramírez, 2007).

Catarinita roja, *Hippodamia convergens*

Importancia

Los coccinélidos conocidos comúnmente como catarinitas, vaquitas, mariquitas o conchuelas, son coleópteros de gran importancia para los agro ecosistemas, ya que ayudan de manera notable al control de plagas de importancia económica, tales como áfidos, mosquita blanca, escamas y en general, insectos de cuerpo blando (Morón y Terrón, 1988)

Morfología

El escarabajo adulto mide entre 4 y 8 mm de longitud y 2.5 a 4.9 mm de ancho. El pronoto es negro con dos manchas blanco-amarillentas alargadas y convergentes hacia la línea media del cuerpo, con los márgenes laterales y apical también de color blanco. Los élitros son anaranjados, se reconocen fácilmente por presentar seis manchas negras en cada élitro, aunque el patrón de manchas negras varía en número (de uno a ocho) y tamaño. La parte ventral del adulto es completamente negra (Morón y Terrón 1988).

Las larvas son campo deiformes de color negro o pardo oscuro con manchas anaranjadas, con la anchura máxima al nivel del metatórax. El protórax presenta manchas anaranjadas y cuatro manchas oscuras longitudinales separadas por las franjas anaranjadas. Las patas están bien desarrolladas (Morón y Terrón, 1988).

Los huevos son ovalados y ahusados, amarillos y de tamaño inferior a 1 mm de longitud y 0,5 mm de ancho; son depositados en grupos cerca de la presa, El sexaje de los adultos se puede realizar a simple vista, ya que el macho es algo más pequeño y menos robusto que la hembra (Escalante, 1972).

Biología

Los adultos son pequeños coleópteros con el cuerpo de forma hemisférica, la cabeza, antenas y patas son retráctiles; las antenas son filiformes con los tres últimos artejos ligeramente en masa; las mandíbulas tienen punta bífida, las patas son cortas con los tarsos criptotetrámeros; los élitros son lisos de color anaranjado-rojizo con 6 puntitos negros en cada élitro cuya disposición es simétrica; se pueden diferenciar los sexos a simple vista, pues el macho es algo más pequeño y menos robusto que la hembra (Escalante, 1972).

Mosca sirfida, *Allograpta obliqua*

Importancia

Las larvas son depredadoras de pulgones principalmente, aunque también se alimentan de trips, pequeñas larvas de mariposas y pequeños artrópodos de cuerpo blando. Se ha determinado que una larva puede consumir hasta 400 pulgones durante todo su desarrollo. Los adultos se alimentan de néctar, polen o mielecilla producida por pulgones (Souza, 2010).

Morfología

Los adultos miden desde 4 hasta 6 mm de longitud. Son de coloración muy llamativa, ya que presentan franjas amarillas, anaranjadas, grises o negras en el abdomen, por lo que se les llega a confundir con abejas o avispas (Weems, 2008).

Las larvas completamente desarrolladas llegan a medir entre 1 y 2 cm de longitud, la parte anterior es angosta y el cuerpo aplanado dorso ventralmente. Son de color verde claro a café. La cabeza y patas no están bien definidas. La pupa es ovalada, en forma de gota de agua, generalmente se encuentra sobre la superficie de las hojas o en el suelo, mide aproximadamente 6 mm de longitud y 2 mm de diámetro. Los huevecillos son blancos, alargados y miden 1 mm de longitud (Weems, 2008).

Biología

El ciclo de vida dura de 2 a 6 semanas dependiendo de la temperatura, de la especie de sírfido y de la alimentación. Presentan de 5 a 7 generaciones al año. Las larvas pasan por tres etapas de desarrollo. Los huevecillos son depositados en forma individual o en grupo sobre la superficie de las hojas, cerca de sus presas potenciales (Berry, 1998).

Escarabajo colops, *Collops vittatus*

Importancia

Los adultos son muy abundantes en la mayoría de los cultivos, se alimentan de huevecillos, larvas, pupas y ninfas. Son grandes depredadores (Nájera y Souza, 2010).

Morfología

Es un escarabajo de cuerpo blando, mide entre 4 y 8 mm de longitud. Su nombre se debe a que presenta cuatro manchas de color azul metálico y de fondo color naranja-rojizo, cuerpo muy pubescente con setas largas y muy rígidas. Antenas de 11 segmentos con articulación muy ensanchada hacia el exterior, convexa externamente con prominencia dentiforme dura, oblicua y larga que surge de la base externamente. Las larvas son de color rosado, aplanadas, con las patas cortas y una pinza caudal, cuando termina su desarrollo construye una celda en el suelo para pupar (Nava *et al.*, 2017).

Biología

se diferencia de otros escarabajos en que su cuerpo no es duro ni tiene forma de concha. Estos son importantes predadores y tienen inclinación por insectos de cuerpo suave como mosquita blanca (huevos, ninfa y adultos) ninfas pequeñas de *Lygus*, áfidos, ácaros, huevos de lepidóptera. Con tanto algodón transgénico Bt (94.5% en 2011) no hay muchos lepidópteros para comer. Por lo que *Collops* se concentra en lo que tiene: mosquita blanca, *Lygus* y otra gran variedad de insectos inmaduros, también tiene el recurso de alimentarse del néctar del polen (Nava *et al.*, 2017).

Chinche pirata, *Orius insidiosus*

Importancia

Tanto como estados inmaduros y adultos se caracterizan por ser agentes de control biológicos depredadores que pueden consumir una cantidad de 33 ácaros por día, insertando su aparato bucal chupador succiona todo el interior de su presa dejando solo su exoesqueleto (Bahena, 2008).

Morfología

El adulto mide entre 1.75 y 1.96 mm de longitud y entre 0.07 y 0.94 mm de ancho. La cabeza es negra, generalmente presenta el área comprendida entre la base de las antenas y la punta de la cabeza de color crema claro (Nava et al 2017). Mientras que las ninfas son de color amarillentas en los primeros instares cambiando a color ámbar en los instares más avanzados. En las alas anteriores tienen una sección típica conocida como (cuneus) que diferencian de otras especies de chinche pirata de la misma familia (Bahena, 2008).

Biología

Las chinches de la familia *Anthocoridae* son conocidas comúnmente como chinches piratas e incluyen insectos benéficos depredadores de trips particularmente, pero también se alimentan de ninfas de mosca blanca, ninfas de chinche lygus y larvas de minador. Se caracteriza por su rápida adaptabilidad en zonas con alta presencia de insectos plaga y su alta capacidad de reproducción hacen de este insecto un eficiente agente de control biológico (Bahena, 2008).

Chinche pirata, *Orius leavigatus*

Importancia.

Esta especie depredadora es utilizada en el control de trips, ácaros y ninfas de mosca blanca (Nava *et al.*, 2017), Es una especie cosmopolita.

Morfología

Es una especie dotada de ciertas características que la hacen única y ayudan a diferenciar de las demás especies del mismo género. Los adultos tienen un tamaño entre 1.4 y 2.4 mm, su coloración varía desde color marrón claro hasta negro, siendo los de color marrón claro los más comunes. Los hemiólitros son casi transparentes excepto el cúneo que es muy oscuro. Toda la superficie de este primer par de alas está cubierta de pequeñas quetas oscura, en la parte membranosa de los hemiólitros presentan una característica única de esta especie la mitad basal de esta es de color claro en la primera parte y oscuro en la parte apical (Ferragut, 1994).

Biología

Es un depredador que pertenece a la familia Anthocoridae. El ciclo de vida del Orius está formado por huevo, cinco estadios ninfales y adulto. Son depredadores muy polífagos que se alimentan de trips, pulgón, ácaros y otros artrópodos pequeños. Pueden atacar a todos los estadios de la plaga, larvas, ninfas y adultos. Una de las características más importantes de este depredador, es que consumen polen, esto hace que se puedan introducir en los cultivos de forma preventiva. Su desarrollo dependerá de la temperatura y de la disponibilidad de alimento (Ferragut, 1994).

2.3.3 Control cultural

De acuerdo con Sagarpa, (2011). Las labores de cultivo son un conjunto de prácticas en las cuales se puede manipular el ambiente para hacerlo menos favorable al desarrollo de plagas principalmente al alterar su ciclo biológico y eliminar su fuente de alimentación. Las labores culturales generalmente se utilizan como una medida preventiva y resultan efectivas y menos costosas que el control biológico y químico.

La práctica cultural de desvare consiste en eliminar rápidamente los residuos después de la cosecha exponiendo las plagas que están presentes en el suelo y así obtener mejores ganancias y menores pérdidas en el siguiente ciclo.

Los beneficios del desvare son:

- 1.-Destruir mecánicamente los residuos del cultivo recién cosechado donde las plagas tienden a invernar
- 2.-Disminuir la emergencia de palomillas para el siguiente ciclo agrícola
- 3.-Facilitar el barbecho y otras prácticas de preparación de terreno
- 4.-Disminuir los costos de aplicación de insecticidas que se van aplicar en el control fitosanitario
- 5.-Aportar al suelo materia orgánica mediante la incorporación de residuos de cosecha

Esta práctica cultural tiene como propósito remover la capa arable del suelo, para que el horizonte superficial, presente un adecuado lecho de siembra y la emergencia de plántulas sea lo más regular y rápido posible

Colocación de trampas amarillas y eliminación de malezas

Es importante que se haga un adecuado monitoreo de incidencia de la plaga mediante captura de adultos en trampas amarillas, así como la sintomatología de daños y presencia de daños directos de la plaga

Eliminación de malezas y residuos de cosecha ya que proporciona la presencia y desarrollo de adultos y ninfas de mosquita blanca.

2.3.4 Control químico

Acetamiprid (Rescate)

Al ser un insecticida sistémico acropétalo así como translaminar se tiene la seguridad que el producto se moverá a los puntos de crecimiento de la planta por lo que se estará protegiendo durante el crecimiento vegetativo. Su rápida acción de derribe y su prolongada residualidad lo hace diferente a otros insecticidas del mismo grupo químico, así como su alta efectividad contra adultos y ninfas lo hacen la herramienta ideal para el control de estos insectos. Su rápida acción de derribe contra adultos y ninfas de mosca blanca y trips no tiene comparación, dándole la característica que necesita para romper ciclos de plagas. Su acción por contacto e ingestión lo vuelve un excelente aliado en todo el ciclo del cultivo.

Identificación: Nombre químico: (E)-N1-[(6-cloro-3-piridil)metil]-N2-ciano-N1-metilacetamidina.

Nombre común: Conocido comunmente como Rescate I.A. Acetamiprid (ISO).
Códigos alfanuméricos: CA DPR Chem Code 5762. CAS 135410-20-7. CIPAC 649. NI 25. PC Code 099050.

Modo de acción. Neonicotinoide sistémico con actividad insecticida por contacto e ingestión y acción translaminar. Actúa como agonístico sobre el receptor acetilcolina nicotínico del sistema central, primero estimulando las membranas postsinápticas y después paralizando la conducción nerviosa.

Piriproxifen (Stone 100 CE)

Stone está formulado como concentrado emulsionable a una concentración de 100 g/L de piriproxifen. Stone® 100 CE es un insecticida selectivo y compatible con el manejo integrado de plagas donde la liberación de insectos benéficos (Crisopas, Orius, Fitoseidos) como depredadores, parasitoides y polinizadores es común, y la gran mayoría de éstos no se ven afectados.

Identificación. piriproxifeno: 4-fenoxifenil (RS)- 2-(2-piridiloxi) propil éter. Es un insecticida regulador del crecimiento que mimetiza la hormona juvenil de los insectos, provocando graves desequilibrios en su crecimiento y desarrollo.

Modo de acción. Stone® 100 CE es un derivado de la piridina, clasificado por IRAC en el subgrupo 7C. Afecta severamente la metamorfosis del insecto en el cambio de ninfa a pupa y de pupa a adulto. Actúa por contacto e ingestión y presenta acción translaminar. Lo anterior, permite al producto moverse a través de la hoja hasta llegar al envés de la misma, lugar donde generalmente se hospedan y alimentan las ninfas de la mosca blanca. Además, al ser un producto lipofílico, se adhiere a la capa cerosa de la hoja, esto hace que se tenga una mayor persistencia al no lavarse con la lluvia. Esta característica aumenta la posibilidad de que entre en contacto con el insecto y que sea ingerido por él.

Flupyradifurone (Sivanto prime)

SIVANTO PRIME además posee características de seguridad tales como: altamente amigable y compatible con abejas y abejorros permitiendo ventanas de aplicación muy amplias y tratamientos durante la floración. Esta selectividad mencionada es muy beneficiosa para frutas, vegetales y ornamentales ajustándose perfectamente a programas MIPE (Manejo Integrado de Plagas y Enfermedades).

Adicionalmente, SIVANTO PRIME® provee un amplio rango de beneficios significativos para los productores, como una excelente velocidad de acción, un rápido cese de la función de alimentación en insectos, control efectivo de vectores de virus y mucha flexibilidad en cuanto a su aplicación en cualquier etapa del cultivo.

Identificación. Flupyradifurone: 4-[(6-cloro-3-piridilmetil)(2,2difluoroetil)amino]furan-2(5H)-one. El ingrediente activo de SIVANTO PRIME®, Flupyradifurone, pertenece al grupo químico llamado Butenolides.

Modo de acción. Flupyradifurone posee una acción translaminar xilema-sistémica, traslocada de forma acropetal. SIVANTO® prime actúa sobre el sistema nervioso central de los insectos como agonista del receptor nicotínico de la acetilcolina (nAChR) en las plagas objetivo.

Betacyflutrín + Imidacloprid (Muralla max 300 od)

Es un insecticida sistémico y de contacto efectivo contra adultos y estados inmaduros de insectos plaga, chupadores, larvas de lepidópteros y algunos coleópteros en cultivos de solanáceas, cucurbitáceas, crucíferas, leguminosas, gramíneas, frutales etc.

Identificación. Contiene un 8.40% de Betacyflutrin + 19.60% de Imidacloprid. De acuerdo a la clasificación de IRAC el primer ingrediente pertenece al grupo 3a; mientras que para el segundo pertenece al grupo 4a.

Modo de acción. Asociación de Betacyflutrin: Piretroide (MoA IRAC Grupo 3A), posee aproximadamente doble actividad que ciflutrin y al igual que éste actúa por contacto e ingestión, interfiriendo el intercambio iónico en la transmisión del impulso nervioso por bloqueo de los canales sódicos.

Imidacloprid: Neonicotinoide. Cloronicotilo (MoA IRAC Grupo 4A), con actividad insecticida por vía sistémica y residual; actúa por contacto e ingestión y es absorbido tanto por vía radical como por las hojas. Los insectos tratados muestran inmediatamente los síntomas de envenenamiento con excitación y parálisis. Actúa como agonístico sobre el receptor nicotínico de la acetilcolina del sistema central, primero estimulando las membranas postsinápticas y después paralizando la conducción nerviosa. Muestra actividad anti alimentaria paralizando la acción de alimentarse de los insectos. Esta acción evita inmediatamente la 'transmisión de virus' y controla el daño producido por los insectos. Tiene efectos repelentes sobre los adultos de los 'escarabajos' impidiendo la puesta de huevos. Es transportado por la savia bruta y distribuido por las hojas conforme va desarrollándose la planta.

Dinotefuran Venom 20 SG

VENOM® es el nuevo insecticida neonicotinoide, a base de Dinotefuran, altamente soluble en agua, ultra sistémico y translaminar, con acción por contacto e ingestión. Sobresalen su fuerte efecto de derribe y prolongada actividad insecticida. Proporciona control efectivo de plagas chupadoras y diversos masticadores, en cultivos de hortalizas, papa, vid, algodón, frutales y ornamentales. Cuenta con amplias tolerancias EPA que ponen sobre ruedas sus exportaciones de hortalizas.

Es un insecticida para uso agrícola y su formulación se define como gránulos dispersables. El producto se incluye en el grupo químico de los cloronicotinilos

Identificación. Dinotefuran (EZ)-(RS)-1-methyl-2-nitro-3-(tetrahydro-3-furylmethyl) guanidine. Venom 20 SG se califica como neonicotinoide de 3ª generación y en su manejo en campo muestra los siguientes beneficios clave: Tolerancias EPA en solanáceas, cucurbitáceas, crucíferas, vegetales de hoja y bulbo. Ultra sistémico (inmediata asimilación). Corto intervalo de seguridad a la cosecha en aplicación foliar. Control de Biotipo Q de mosca blanca.

Modo de acción. El modo de acción de los neonicotinoides es similar al de los insecticidas derivados de la nicotina, que actúa sobre el sistema nervioso central. En insectos los neonicotinoides causan parálisis que lleva a la muerte, frecuentemente en pocas horas. Sin embargo, son muchos menos tóxicos para los mamíferos y se encuentran bajo la clasificación EPA de toxicidad tipo II o tipo III.

Estos actúan sobre un lugar específicos, el receptor de acetilcolina nicotínico postsináptico y no existe registro de resistencia cruzada con los carbamatos, los organofosforados o piretroides sintéticos. Como grupo son efectivos contra insectos chupadores tales como los *Aphididae*, pero también contra *coleóptera* y algunos de *lepidóptera*.

Afidopiropen (Versys)

VERSYS® es un producto a base de afidopiropen, el cual es un fotoreceptor, desempeñando una función en la geotaxis de los insectos (responsable de la gravedad). El objetivo clave del insecticida es el control de mosca blanca, áfidos y psílidos de importancia económica en los cultivos.

Identificación. Afidopiropen: ((3S,4R,4aR,6S,6aS,12R,12aS,12bS) -
3(ciclopropilcarboniloxi) -1,2,3,4,4a,5,6,6a,12a,12b-decahidro6,12-dihidroxi-
4,6a,12b-trimetil-11-oxo-9-(3-piridil)-11H,12Hbenzo(f)pirano(4,3-b)cromen-4-il)metil
ciclopropanocarboxilato

Modo de acción. Versys® tiene un modo de acción diferenciado, ya que afecta los órganos cordotonaes del insecto, alterando su movilidad y equilibrio.

III. MATERIALES Y METODOS

3.1 Localización del experimento

El experimento se estableció en el Campo Experimental la Laguna ubicado en el municipio de Matamoros, Coahuila, en una superficie de 6,300 m².



Figura 9. Localización del Campo Experimental la Laguna (CELALA) Instituto Nacional de Investigaciones Forestales Agrícolas y Pecuarias (INIFAP).

3.2 Localización geográfica

Matamoros es una ciudad ubicada en el estado Mexicano de Coahuila de Zaragoza y cuenta con una extensión territorial de 1003.7 km². Es una de las ciudades que conforman la Comarca Lagunera Junto con la ciudad de Torreón en Coahuila, y las de Gómez Palacio y Ciudad Lerdo en el estado de Durango, forma parte de la Zona Metropolitana de La Laguna Matamoros se encuentra ubicado en la Región Lagunera de Coahuila, en las coordenadas 103°13'42" longitud oeste y 25° 31'41" latitud norte. A una altura de 1100 metros sobre el nivel del mar. Limita al poniente con Torreón, al oriente con San Pedro de las Colonias y Viesca, y al norte con Francisco I Madero.

3.3 Clima

Su clima es muy cálido con lluvias en verano y fuertes vientos que llegan hasta los 44 kilómetros por hora en primavera que producen tolvánicas. La temperatura promedio anual oscila entre los 22 y 24 grados centígrados.

3.4 Manejo del cultivo

3.4.1 Siembra

La siembra se realizó el día 15 de abril a tierra venida utilizando una sembradora de precisión de la marca gaspardo siguiendo los lineamientos establecidos por el programa de manejo técnico de algodón establecidos por el INIFAP. Se utilizó la semilla de la variedad Delta Pine 0912, con una densidad de población de 131,578 plantas a una profundidad de 6cm.

3.4.2 Fertilización

Para el plan de fertilización se siguieron los lineamientos del programa de manejo técnico del algodón 120 kg de nitrógeno y 30 kg de fosforo únicamente para siembra (100 kg de urea y 50 kg de map).

3.4.3 Riegos

Se aplicaron 4 riegos con agua rodada mediante el uso de tubos con multicompuertas iniciando con el riego de presiembra el día 3, 4 y 5 de abril. En el mes de junio el día 5 se colocaron nuevamente los tubos para dar inicio al segundo riego en los días 5,6 y 7. Posteriormente en el mes de julio se dio el tercer riego abarcando los días 6,7 y 8, el cuarto y último riego se dio en el mes de agosto abarcando los días 21, 22 y 23.



Figura 7 Riego por gravedad en el cultivo del algodón. Campo experimental la Laguna. (CELALA INIFAP), 5/04/2020.

3.4.4 Preparación del terreno y labores de cultivo

Durante el mes de marzo el día 27 Se realizó el subsuelo del terreno para la siembra, utilizando un subsuelo de tres cuchillas utilizando el implemento de tres picos (pinocho), el día 30 se realizó el barbecho en el lote experimental utilizando un arado de 5 discos y el día 31 se realizaron labores de rastreo normal y de forma cruzada, posteriormente se procedió a realizar la nivelación utilizando el long plane del lote experimental.

En 1 de abril se realizó el marcado en el lote experimental, se midió y se marcó con hilo rafia los 100 m por cada lado, posteriormente se procedió a encalar para proceder con la labor de surcado. El día siguiente se realizó el marcado de bordos con cal, posteriormente se procedió a levantar los bordos con el implemento de bordeadora y se decidió dejar 12 surcos por cada tabla experimental. El día 10 de abril se inició con la preparación del terreno para la siembra utilizando el implemento conocido como lillistong. Esta actividad se realizó dos veces debido a que quedaron terrones demasiado grandes hasta dejar el suelo bien mullido para la siembra, por la tarde se realizó la calibración de la sembradora gasparto.

El día 22 de abril inició la germinación en la mayor superficie del lote experimental por lo cual se decidió colocar una malla que rodeara el perímetro de la parcela con la finalidad de evitar la entrada de roedores.

Los días 19 y 20 de mayo se realizó la aplicación de herbicida de manera dirigida al crecimiento de maleza principalmente a la hierba amargosa utilizando una aspersora manual de 20 lts, Utilizando el herbicida glifosato (Glyphos Max) y el coadyuvante Break Thru a una dosis de 2 kg y 0.4 lts/ha, respectivamente.

3.5 Tratamientos

Se evaluaron seis tratamientos de insecticidas y un testigo absoluto (Cuadro 1).

Cuadro 1. Tratamientos de insecticidas evaluados en el Campo Experimental la Laguna CELALA INIFAP, 2020.

Tratamiento	Ingrediente activo	Dosis/ha	Dosis/trat
T1.- Sivanto prime	Flupyradifurone	500 ml	45.6 ml
T2.- Venom	Dinotefuran	500 gr	45.6 gr
T3.- Versys	Afidopiropen	500 ml	45.6 ml
T4.- Stone	Pyriproxifen	500 ml	45.6 ml
T5.- Rescate	Acetamiprid	300 gr	27.36 gr
T6.- Testigo regional Muralla Max	Betacyflutrin + Imidacloprid	22.8ml	
T7.- Testigo absoluto	-----	-----	

3.6 Diseño experimental

Se utilizó un diseño experimental completamente al azar con cuatro repeticiones, mientras que los tratamientos se acomodaron en un arreglo de parcelas divididas, siendo la parcela grande las fechas de monitoreo y la parcela menor los insecticidas bajo estudio (Cuadro 1). La unidad experimental consistió de una

melga de 12 surcos. Cada surco de 0.75 m de ancho por 100 m de largo equivalente a 900 m² por tratamiento. Como parcela útil se utilizaron los dos surcos centrales dejando una barrera de dos metros entre cada repetición marcadas con estacas de 1.80 m de altura.

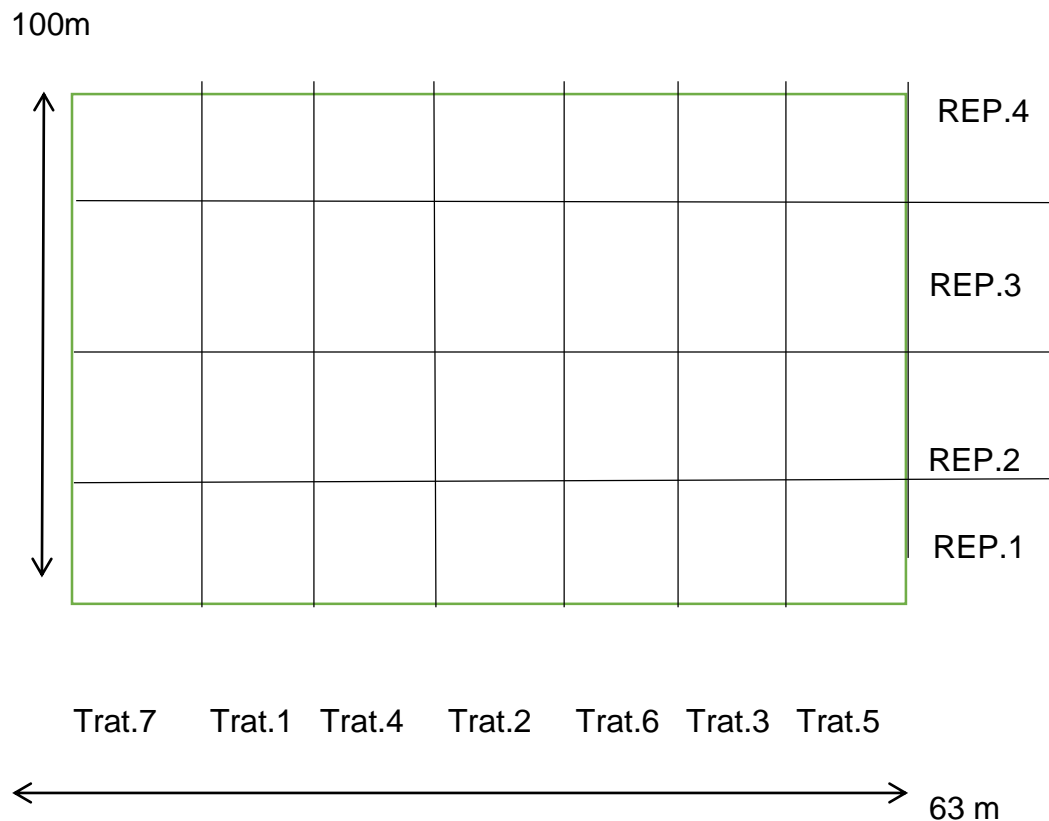


Figura 8. Distribucion de tratamiento de insecticidas evaluados en el campo experimental CELALA INIFAP, 2020.

3.7 Variables evaluadas

Las variables evaluadas fueron: densidades de adultos y ninfas de moscas blancas; así como las densidades de insectos benéficos.

Densidades de moscas blancas

El método de muestreo consistió en revisar la hoja del quinto nudo de arriba hacia abajo y contabilizar el número de adultos de mosca blanca presentes en 20 plantas elegidas al azar en cada repetición. El total de hojas revisadas por muestreo en cada tratamiento fue de 80. Para el conteo de ninfas se colectaron 20 hojas del quinto nudo de arriba hacia abajo por cada repetición, con un total de 80 hojas por tratamiento, las cuales se colocaron en refrigeración para su conservación en el laboratorio de entomología para su conteo posterior.

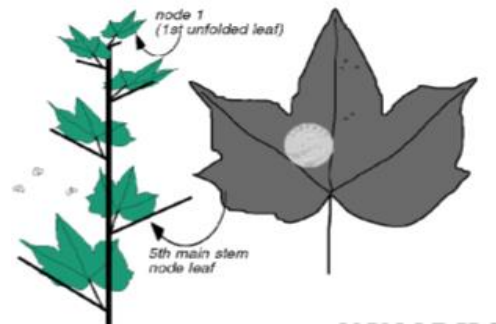


Figura 9. Metodo de muestreo binomial Perring, T. M., 2001.

El conteo de ninfas se realizó en el laboratorio de entomología del INIFAP, Campo Experimental la Laguna, utilizando un estereoscopio electrónico de 40x. En cada hoja se contabilizaron las ninfas grandes de cuarto instar, localizadas en el segundo sector de la hoja; en un área equivalente al tamaño de una moneda de cuarto de dólar denominada disco foliar con un área de aproximadamente una pulgada cuadrada.

Densidades de insectos benéficos

Para determinar las densidades de insectos benéficos se realizaron redeos, utilizando una red entomológica de golpeo. Se realizaron 25 golpes de red en cada

repetición, haciendo un total de 100 golpes de red por cada tratamiento en los surcos centrales. Los insectos capturados se guardaron en bolsas de papel y se colocaron en refrigeración para su conservación en el laboratorio de entomología del INIFAP para su conteo y clasificación utilizando las claves dicotómicas.

El conteo e identificación de insectos benéficos se realizó en el laboratorio del INIFAP utilizando las claves dicotómicas y un estereoscopio electrónico de 40x.

Se realizó un muestreo previo a los 92 días después del trasplante, el día 02 de julio época de floración del cultivo para determinar el momento oportuno de la aplicación de los tratamientos. En total se realizaron cuatro muestreos en las fechas 02, 13, 20 de julio y 04 de agosto

Posterior a cada aplicación se realizó un monitoreo para determinar el nivel de población de la mosca blanca, así como redeos para cuantificar la población de insectos benéficos. Para la evaluación de los tratamientos se realizaron dos aplicaciones de los productos evaluados con un intervalo de 10 días. La primera aplicación se realizó el día 3 de julio del 2020 por la mañana en un horario de 7am teniendo una temperatura de 22°C y la segunda aplicación se realizó el día 14 de julio del 2020 en un horario de 7:30 am teniendo una temperatura de 22°C.

Para la aplicación de los tratamientos se utilizó una aspersora de motor marca Arimitsu de 25 lts de capacidad. Previo a la aplicación de los tratamientos se realizó la calibración del equipo para determinar el volumen de aplicación, así como el tipo de boquillas a utilizar.



Figura 10. Aplicación de insecticidas en los tratamientos evaluados. Campo experimental la laguna, CELALA-INIFAP, 03/07/2020.

Se determinó utilizar un volumen de aplicación de 300 litros de agua/ha utilizado un aguilón con tres salidas, con una distancia entre boquillas de cono hueco a 50 cm cada una

3.8 Análisis estadístico

Para la realización del presente trabajo los datos fueron analizados como un diseño completamente al azar con un ajuste logarítmico de $X+1$ cuando se encontraron diferencias significativas entre los tratamientos evaluados se realizó una comparación entre medias utilizando la diferencia mínima significativa (DMS) al 5% para determinar qué diferencias estadísticamente significativas tuvo mejor resultado. Los análisis de varianza se llevaron a cabo mediante el paquete estadístico Statistical Analysis System (SAS).

IV. RESULTADOS Y DISCUSION

4.1 Densidades de mosca blanca *Bemisia tabaci*

4.1.1 Adultos

Con base en los resultados obtenidos de los ANOVA (Cuadro 1 A del apéndice), en la variable de adultos por hoja de mosca blanca (datos transformados mediante $\log x + 1$), existieron diferencias estadísticamente significativas en los promedios de adultos por hoja entre fechas de muestreo ($Pr = <.0001$), tratamientos de insecticidas ($Pr = <.0001$) e interacciones de fecha x insecticida ($Pr = 0.0003$).

Se observó que las densidades de adultos por hoja variaron entre tratamientos de insecticidas y entre fechas de muestreo (Cuadro 2, Figura 11).

El insecticida pyriproxifen resultó con la menor densidad de adultos de mosca blanca con un promedio de (6.05 adultos por hoja), seguido por el insecticida Flupyradifurone el cual tuvo un promedio de (6.61 adultos por hoja), el insecticida Acetamiprid obtuvo un promedio de (7.34 adultos por hoja), el insecticida Dinotefuran obtuvo un promedio de (8.17 adultos por hoja), el insecticida Afidopiropen obtuvo un promedio de (9.24 adultos por hoja), el insecticida Betacyflutrin + Imidacloprid obtuvo un promedio de (19.36 adultos por hoja), mientras que el testigo absoluto obtuvo un promedio de (19.36 adultos/ hoja).

Cuadro 2. Densidades de adultos de mosca blanca, *Bemisia tabaci*, por hoja en los tratamientos de insecticidas evaluados. CELALA-INIFAP, 2020.

Insecticida	fecha de muestreo				promedio
	2 de Julio	13 de Julio	20 de Julio	4 de Agosto	
Flupyradifurone	14.58abcd	7.67bcdef	3.93fghi	0.56hi	6.61bc
Dinotefuran	16.28abc	11.5abcd	4.16efgh	0.75hi	8.17b
Afidopiropen	20.7abc	11.75abcd	3.69efghi	0.85hi	9.24b
Pyriproxifen	17.93abc	3.86efghi	1.49ghi	0.91hi	6.05c
Acetamiprid	18.56abc	9.27cdef	1.01hi	0.512i	7.34c
Betacyflutrin +Imidacloprid	20.36ab	33.67a	22.38bcd	1.05hi	19.36a
Testigo	15.36abc	8.72bcde	7.00defg	0.85hi	19.36b
Promedio	17.68 a	12.35a	6.24b	0.78b	

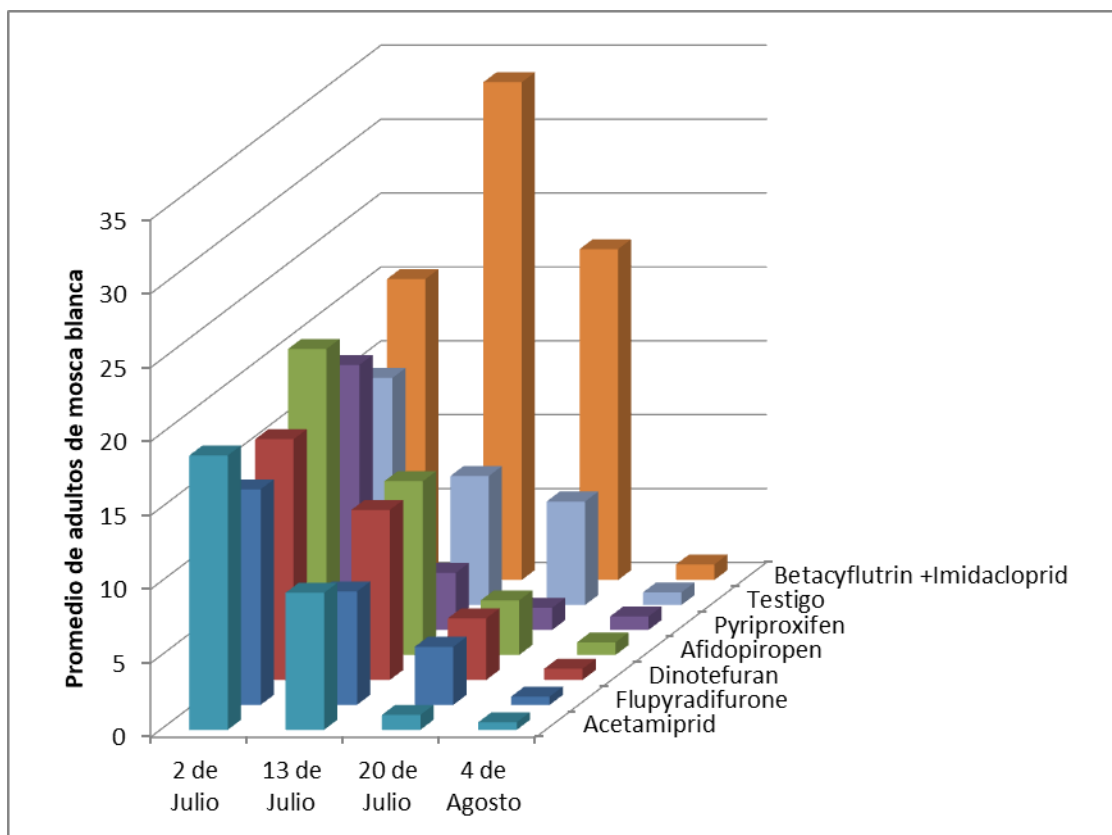


Figura 11. Densidades de adultos de mosca blanca, *Bemisia tabaci*, por hoja en los tratamientos de insecticidas evaluados. CELALA-INIFAP, 2020.

4.1.2 Ninfas

Con base a los resultados obtenidos de los ANOVAS (Cuadro 2 A del apéndice), en la variable de ninfas por hoja de mosca blanca (datos transformados mediante $\log x + 1$), existieron diferencias estadísticamente significativas en los promedios de ninfas por hoja entre fechas de muestreo ($Pr = <.0001$), tratamiento de insecticidas ($Pr < 0.0001$) e interacciones de fecha x insecticida ($Pr = <.0001$).

Se observó que las densidades de ninfas por hoja variaron entre tratamientos de insecticidas y entre fechas de muestreo (Cuadro 3, figura 12).

El insecticida Pyriproxifen obtuvo una densidad baja de ninfas de mosca blanca con un promedio de (0.42 ninfas por hoja), el insecticida Flupyradifurone obtuvo una densidad de ninfas con un promedio de (0.58 ninfas por hoja), el insecticida Acetamiprid obtuvo una densidad de ninfas con un promedio de (0.68 ninfas por hoja), el Testigo absoluto obtuvo una densidad de ninfas de (0.95 ninfas por hoja), el insecticida Afidopiropen obtuvo una densidad de ninfas con un promedio de (0.97 ninfas por hoja), el insecticida Dinotefuran obtuvo una densidad de ninfas con un promedio de (1.06 ninfas por hoja), mientras que el insecticida Betacyflutrin + Imidacloprid obtuvo una densidad de ninfas de con un (promedio de 1.76 ninfas por hoja).

Cuadro3. Densidades de ninfas de mosca blanca (*Bemisia tabaci*) por hoja en los tratamientos de insecticidas evaluados CELALA-INIFAP, 2020.

Insecticida	fecha de muestreo				promedio
	2 de Julio	13 de Julio	20 de Julio	4 de Agosto	
Flupyradifurone	0.48ijk	0.98efg	0.75fghi	0.12lmn	0.58c
Dinotefuran	1.23cde	2.2a	0.66ghij	0.16lmn	1.06b
Afidopiropen	1.96abc	1.32bcde	0.42ijkl	0.18klmn	0.97b
Pyriproxifen	1.25de	0.36jklm	0.09mn	0.01n	0.42d
Acetamiprid	1.83ab	0.68ghij	0.17lmn	0.05n	0.68c
Betacyflutrin +Imidacloprid	1.75abcd	2.37a	1.8abc	1.12ef	1.76a
Testigo	0.75fghi	1.5bcde	0.97efgh	0.58hij	0.95b
Promedio	1.32a	1.34a	0.69b	0.32c	

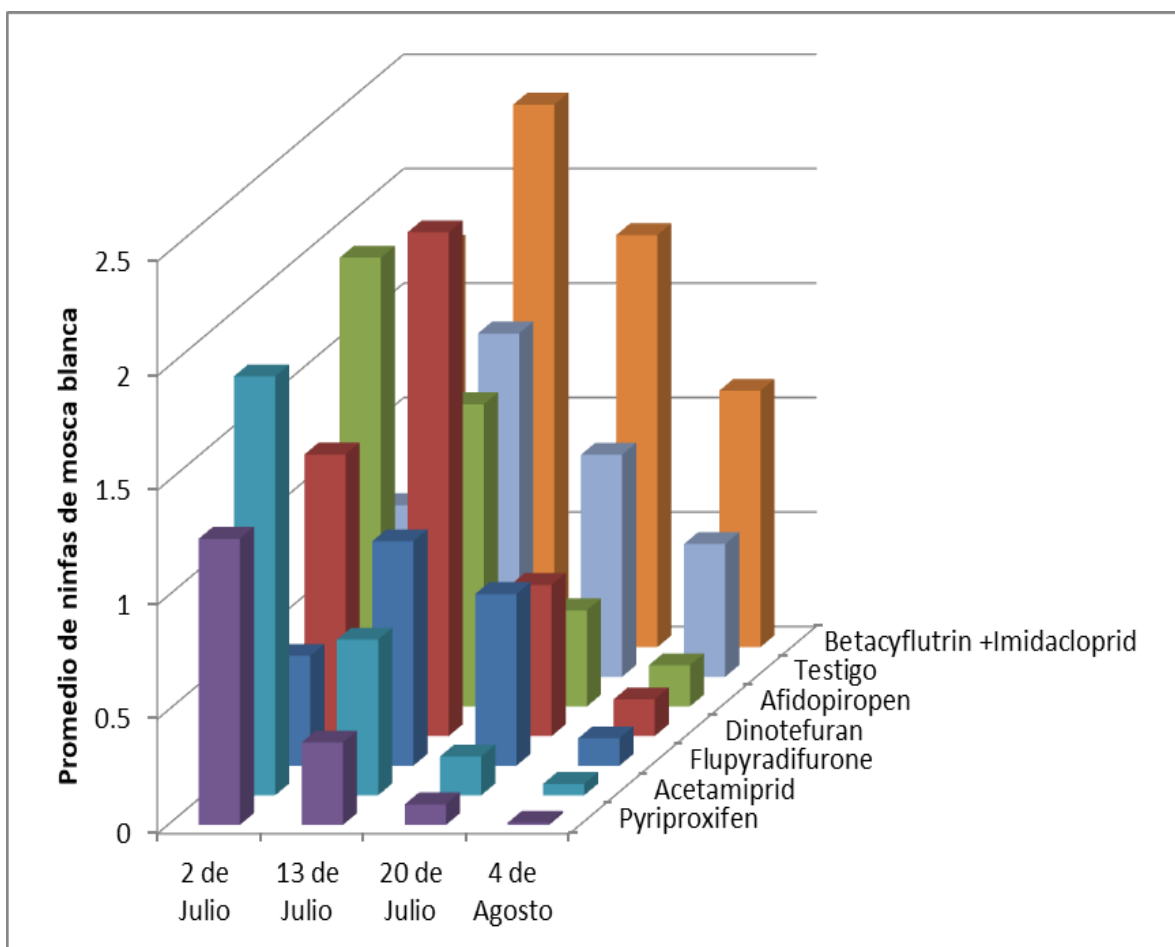


Figura 12. Densidades de ninfas de mosca blanca (*Bemisia tabaci*) por hoja en los tratamientos de insecticidas evaluados CELALA-INIFAP, 2020.

4.2. Densidades de insectos benéficos

4.3 *Orius insidiosus*, Chinche pirata

Con base a los resultados obtenidos de los ANOVAS (Cuadro 10 A del apéndice), en la variable adulto *Orius insidiosus* (datos transformados mediante $\log x + 1$), existieron diferencias estadísticamente significativas para fechas de muestreos ($Pr = 0.0001$), tratamientos de insecticidas ($Pr = 0.007$), e interacciones de fechas x insecticidas ($Pr = 0.043$).

Se observó que las densidades de adultos de *Orius insidiosus* variaron entre tratamientos de insecticidas y entre fechas de muestreo (Cuadro 4, figura 13).

El insecticida Flupyradifurone obtuvo la densidad más baja de adultos con un promedio de (1.75 adultos por tratamiento), el insecticida Dinotefurán obtuvo una densidad de adultos con un promedio de (2.00 adultos por tratamiento), el insecticida Acetamiprid obtuvo una densidad de adultos con un promedio de (2.31 adultos por tratamiento), el insecticida Betacyflutrin + Imidacloprid obtuvo una densidad de adultos con un promedio de (2.44 adultos por tratamiento), el insecticida Pyriproxifen obtuvo una densidad de adultos con un promedio de (3.00 adultos por tratamiento), el testigo absoluto obtuvo una densidad de adultos con un promedio de (3.00 adultos por tratamiento), mientras que el insecticida Afidopiropen obtuvo la densidad más alta de adultos con un promedio de (4.31 adultos por tratamiento).

Cuadro 4. Densidades de adultos de *Orius insidiosus* en los tratamientos de insecticidas evaluados. CELALA INIFAP, 2020.

Insecticidas	Fechas de muestreo				Promedio	
	Julio 2	Julio 13	Julio 20	Agosto 4		
Flupyradifurone	4.75ab	0.25abcd	1.25a	0.75abc	1.75	c
Dinotefuran	4.00abcd	2.50abcd	1.00cdefgh	0.50 i	2.00	bc
Afidopiropen	5.75bcdef	3.00abcdef	5.25abcdef	3.25bcdefg	4.31	a
Pyriproxifen	5.25efghi	3.50abc	2.00efghi	1.25ghi	3.00	abc
Acetamiprid	4.00abc	2.25defghi	2.75bcdefgh	0.25bcdefgh	2.31	bc
Betacyflutrin	4.25abcde	1.25ghi	2.25hi	2bcdefg	2.44	bc
Imidacloprid						
Testigo	2.00fghi	5.00 i	3.25bcdefgh	1.75cdefgh	3.00	ab
Promedio	4.28a	2.53b	2.53b	1.39c		

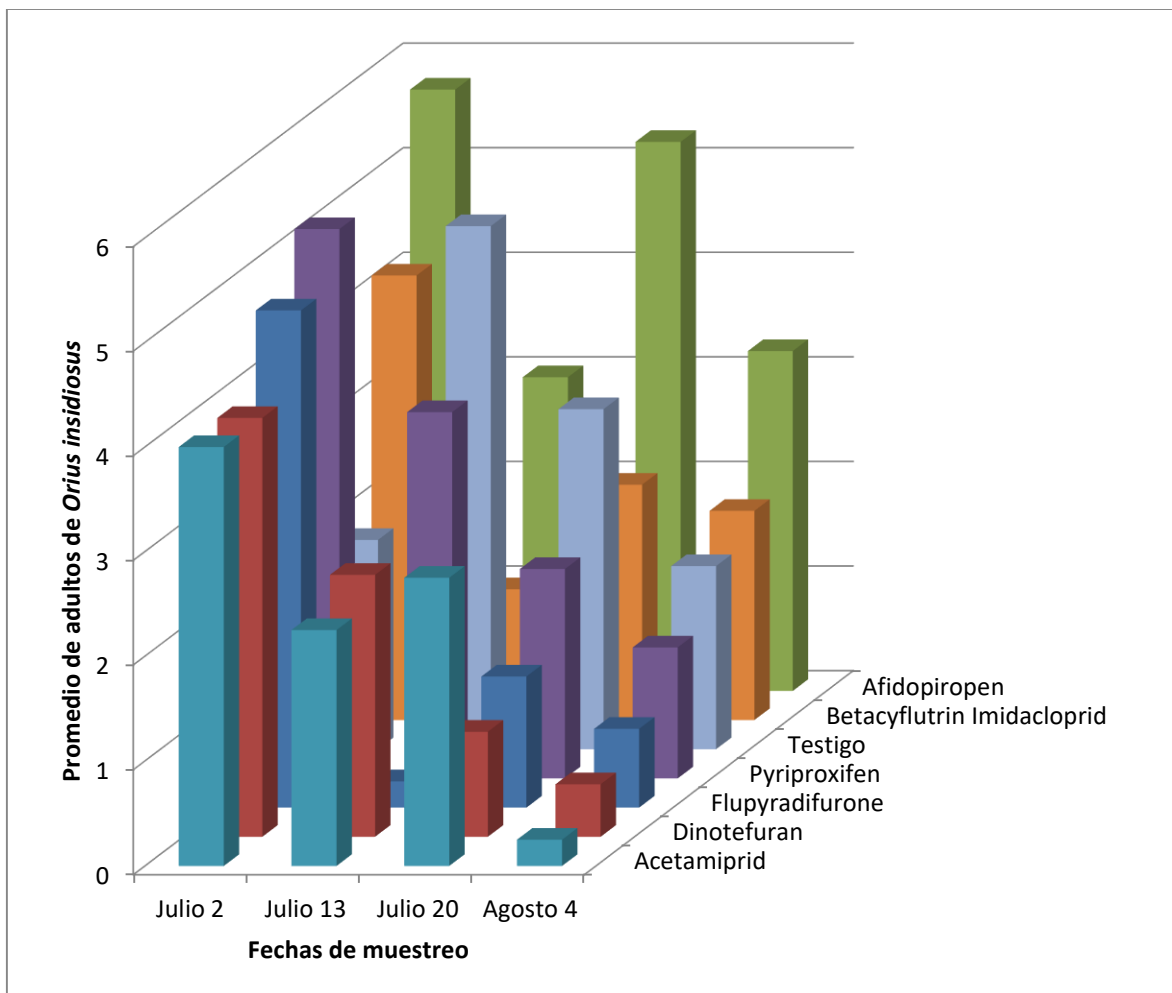


Figura 13. Densidades de adultos de *Orius insidiosus* en los tratamientos de insecticidas evaluados. CELALA INIFAP, 2020.

4.4 *Orius leavigatus*, Chinche pirata

Con base a los resultados obtenidos de los ANOVAS (Cuadro 11 A del apéndice), en la variable adulto *Orius leavigatus* (datos transformados mediante $\log x + 1$), existieron diferencias estadísticamente significativas para las fechas de muestreo ($Pr = 0.001$), tratamientos de insecticidas ($Pr = 0.001$), e interacciones de fechas x insecticidas ($Pr = 0.0003$).

Se observó que las densidades de adultos de *Orius leavigatus* variaron entre tratamientos de insecticidas y entre fechas de muestreo (Cuadro 5, figura 14).

El insecticida con Betacyflutrin + Imidacloprid obtuvo la densidad más baja de adultos con un promedio de (5.50 adultos por tratamiento), el insecticida Dinotefurán obtuvo una densidad de adultos con un promedio de (5.75 adultos por tratamiento), el insecticida Acetamiprid obtuvo una densidad de adultos con un promedio de (7.63 adultos por tratamiento), el insecticida Flupyradifurone obtuvo una densidad de adultos con un promedio de (7.79 adultos por tratamiento), el insecticida Afidopiropen obtuvo una densidad de adultos con un promedio de (7.94 adultos por tratamiento), el insecticida Pyriproxifen obtuvo una densidad de adultos con un promedio de (15.88 adultos por tratamiento), mientras que la mayor densidad de adultos la obtuvo el testigo absoluto con un promedio de (17.13 adultos por tratamiento).

Cuadro 5. Densidades de adultos de *Orius leavigatus* en los tratamientos de insecticidas evaluados. CELALA INIFAP, 2020.

Insecticidas	Fechas de muestreo				Promedio	
	Julio 2	Julio 13	Julio 20	Agosto 4		
Flupyradifurone	22.40abc	7.50bcd	1.25abc	0.00abcd	7.79	b
Dinotefuran	14.75abc	6.50bcd	1.75abc	0.00defg	5.75	b
Afidopiropen	24.50efg	5.50fg	1.00ab	0.75g	7.94	b
Pyriproxifen	16.25gh	31.75a	14.50ij	1.00hi	15.88	a
Acetamiprid	18.75ij	9.50cdef	2.25hi	0.00ij	7.63	b
Betacyflutrin	16.50cde	3.75j	1.25j	0.50ij	5.50	b
Imidacloprid						
Testigo	18.50ij	33.75j	13.25ij	3.00hi	17.13	a
Promedio	18.80a	14.03b	5.03c	0.75d		

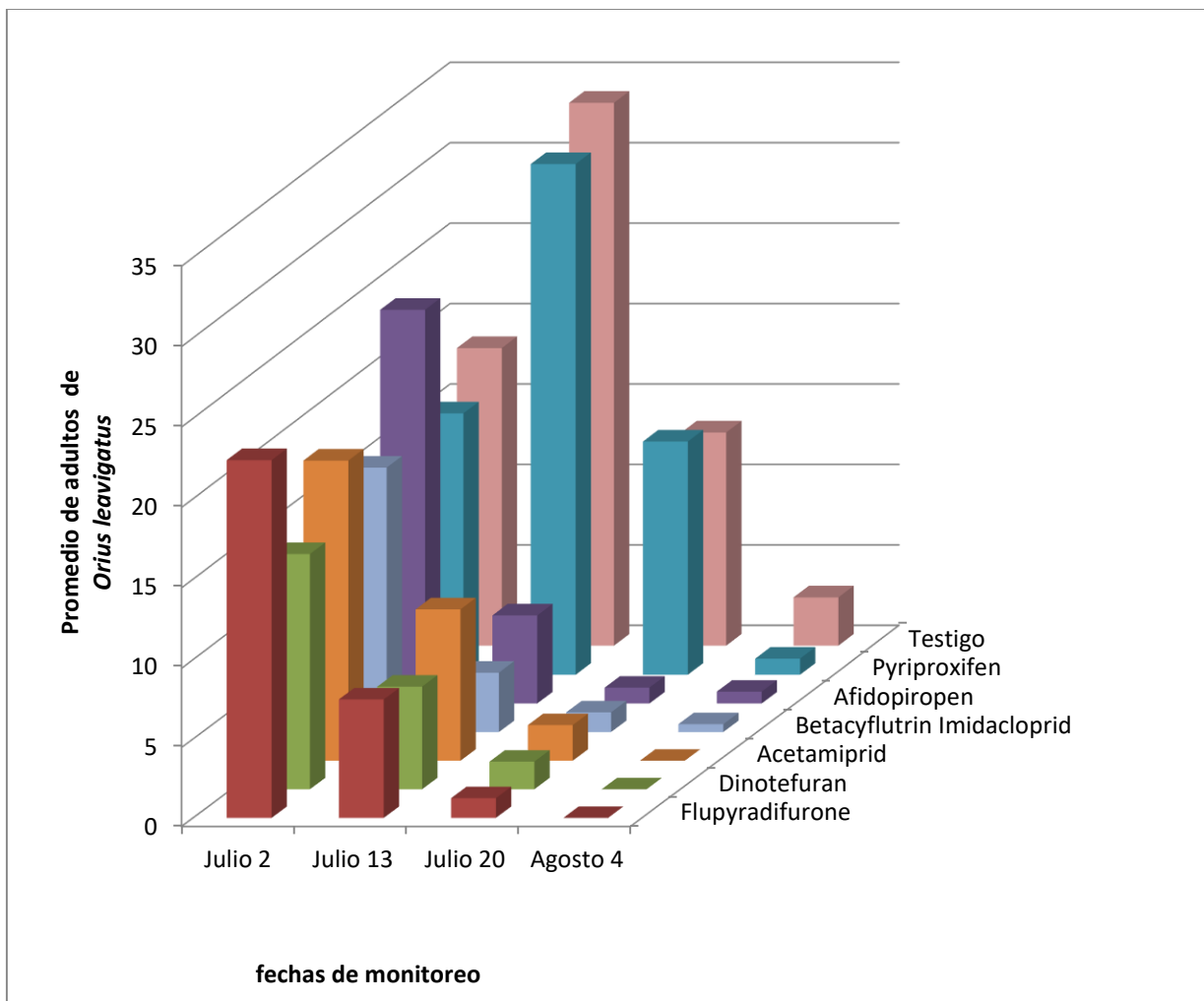


Figura 14. Densidades de adultos de *Orius leavigatus* en los tratamientos de insecticidas evaluados. CELALA INIFAP, 2020.

4.5. *Chrysoperla carnea*, Crisopa verde

4.5.1 Adulto

Con base a los resultados obtenidos de los ANOVAS (Cuadro 3 A del apéndice), en la variable de adultos de *Chrysoperla carnea* (datos transformados mediante $\log x + 1$), existieron diferencias estadísticamente significativas para fechas de muestreo ($Pr = 0.019$), tratamiento de insecticidas ($Pr = 0.0002$) e interacciones de fecha x insecticida ($Pr = 0.0001$).

Se observó que las densidades de *Chrysoperla carnea* variaron entre tratamientos de insecticidas y entre fechas de muestreo (Cuadro 6, figura 15).

Se observó que el insecticida Acetamiprid obtuvo una baja densidad de adultos de *Chrysoperla carnea* con un promedio de (1.56 adultos por tratamiento), el insecticida Dinotefuran obtuvo una densidad de adultos con un promedio de (1.69 adultos por tratamiento), el insecticida Piryproxifen obtuvo una densidad de (2.06 adultos por tratamiento), el insecticida Flupyradifurone obtuvo una densidad de (2.94 adultos por tratamiento), el insecticida Afidopiropen obtuvo una densidad de (3.19 adultos por tratamiento), mientras que el insecticida Betacyflutrin + Imidacloprid obtuvo la mayor densidad de adultos con un promedio de (8.81 adultos por tratamientos).

Cuadro 6. Densidades de adultos de *Chrysoperla carnea* en los tratamiento de insecticidas evaluados CELALA INIFAP, 2020.

Insecticidas	Fechas de muestro				Promedio	
	Julio 2	Julio 13	Julio 20	Agosto 4		
Flupyradifurone	5.25bc	2.25bcde	1.25bc	3.00 bcde	2.94	bcd
Dinotefurán	2.75de	1.25de	1.00b cde	1.75 cde	1.69	de
Afidopiropen	4.50de	3.25 bcd	1.75de	3.25cde	3.19	abc
Pyriproxifen	3.00bcde	1.75 bcde	1.75de	1.75e	2.06	cde
Acetamiprid	1.25de	2.25 cde	1.25 de	1.00cde	1.56	e
Betacyflutrin Imidacloprid	1.00bcde	2.75bcd	2.50de	29.00bcde	8.81	a
Testigo	2.25de	2.75de	3.00 a	5.75b	3.44	ab
Promedio	2.85ab	2.32b	1.78b	6.57a		

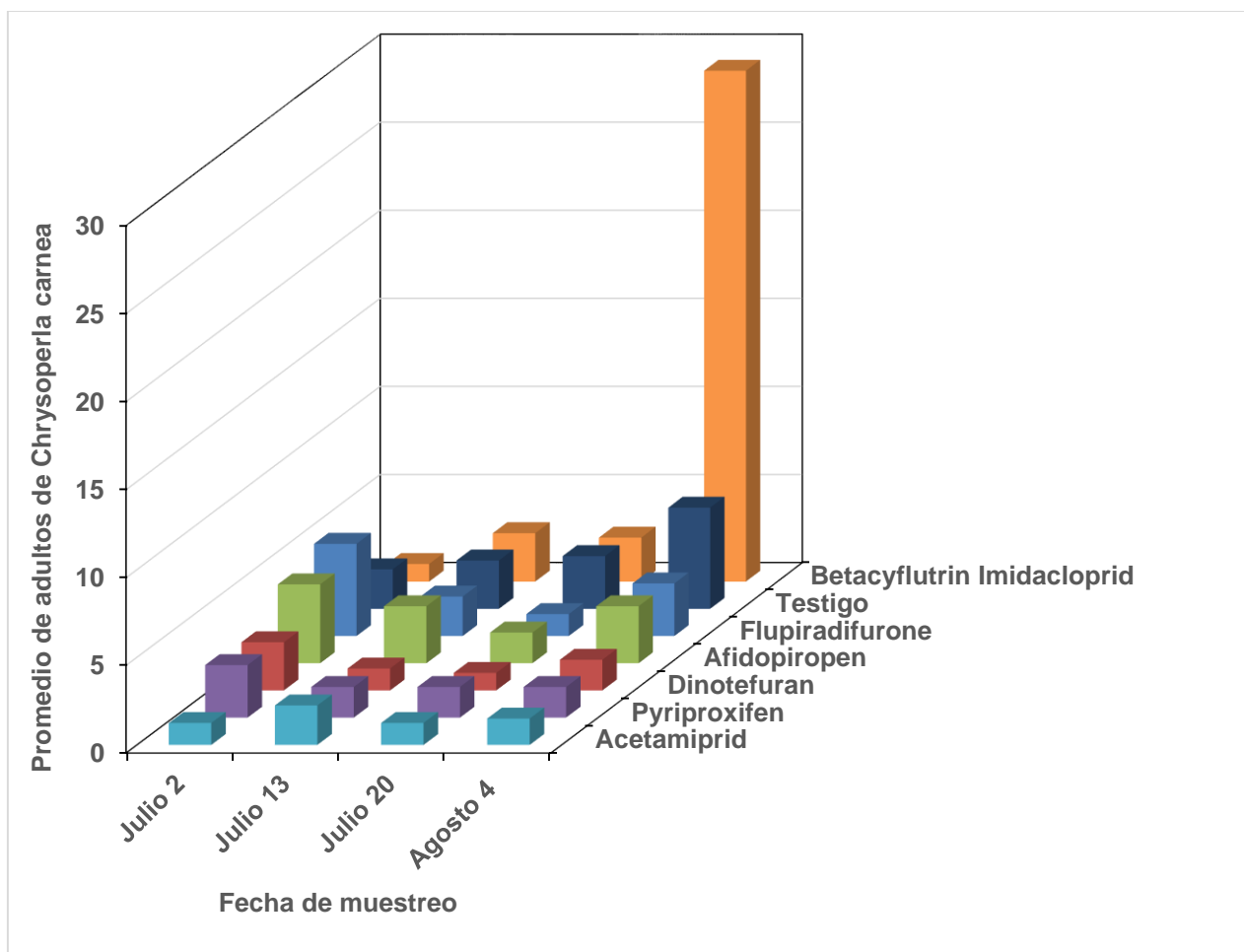


Figura 15. Densidades de adultos de *Chrysoperla carnea* en los tratamiento de insecticidas evaluados CELALA INIFAP, 2020.

4.5.2 larva

Con base a los resultados obtenidos de los ANOVAS (Cuadro 4 A del apéndice), en la variable larva *Chrysoperla carnea* (datos transformados mediante $\log x + 1$), existieron diferencias estadísticamente significativas para fechas de muestreo ($Pr = 0.0002$), tratamiento de insecticidas ($Pr = 0.016$), y en las interacciones de fechas por insecticida ($Pr = 0.031$).

Se observó que las densidades de larvas *Chrysoperla carnea* variaron entre tratamientos de insecticidas y entre fechas de muestreo (Cuadro 7, figura 16).

El tratamiento con una densidad baja lo obtuvo el testigo absoluto con un promedio de (0.50 larvas por tratamiento), el insecticida Flupyradifurone obtuvo una densidad de larvas con un promedio de (0.63 larvas por tratamiento), el insecticida Pyriproxifen obtuvo una densidad de larvas con un promedio de (0.69 larvas por tratamiento), el insecticida Afidopiropen obtuvo una densidad de larvas con un promedio de (0.69 larvas por tratamiento), el insecticida Dinotefuran obtuvo una densidad de larvas con un promedio de (0.94 larvas por tratamiento), el insecticida Betacyflutrin + Imidacloprid obtuvo una densidad de larvas con un promedio de (1.19 larvas por tratamiento), mientras que la densidad mas alta de larvas la obtuvo el insecticida Acetamiprid con un promedio de (1.81 larvas por tratamiento).

Cuadro 7. Densidades de larvas de *Chrysoperla carnea* en los tratamientos de insecticidas evaluados CELALA INIFAP, 2020

Insecticida	Fechas de muestreo				Promedio	
	2 Julio	13 julio	20 julio	4 Agosto		
Flupyradifurone	0.75 cde	1.25 cde	0.50de	0.00abcde	0.63	b
Dinotefurán	0.75abcd	1.00de	1.75abcd	0.25abcd	0.94	b
Afidopiropen	0.25abcde	2.50ab	0.00bcde	0.00 ab	0.69	b
Pyriproxifen	1.00abc	1.00e	0.50de	0.25abc	0.69	b
Acetamiprid	1.005e	2.75cde	2.25ab	0.75a	1.81	a
Betacyflutrin	0.25cde	2.00e	2.50de	0.00e	1.19	ab
Imidacloprid						
Testigo	1.25de	0.00cde	0.50e	0.25de	0.50	b
Promedio	0.82 b	1.5 a	1.14 ab	0.21 c		

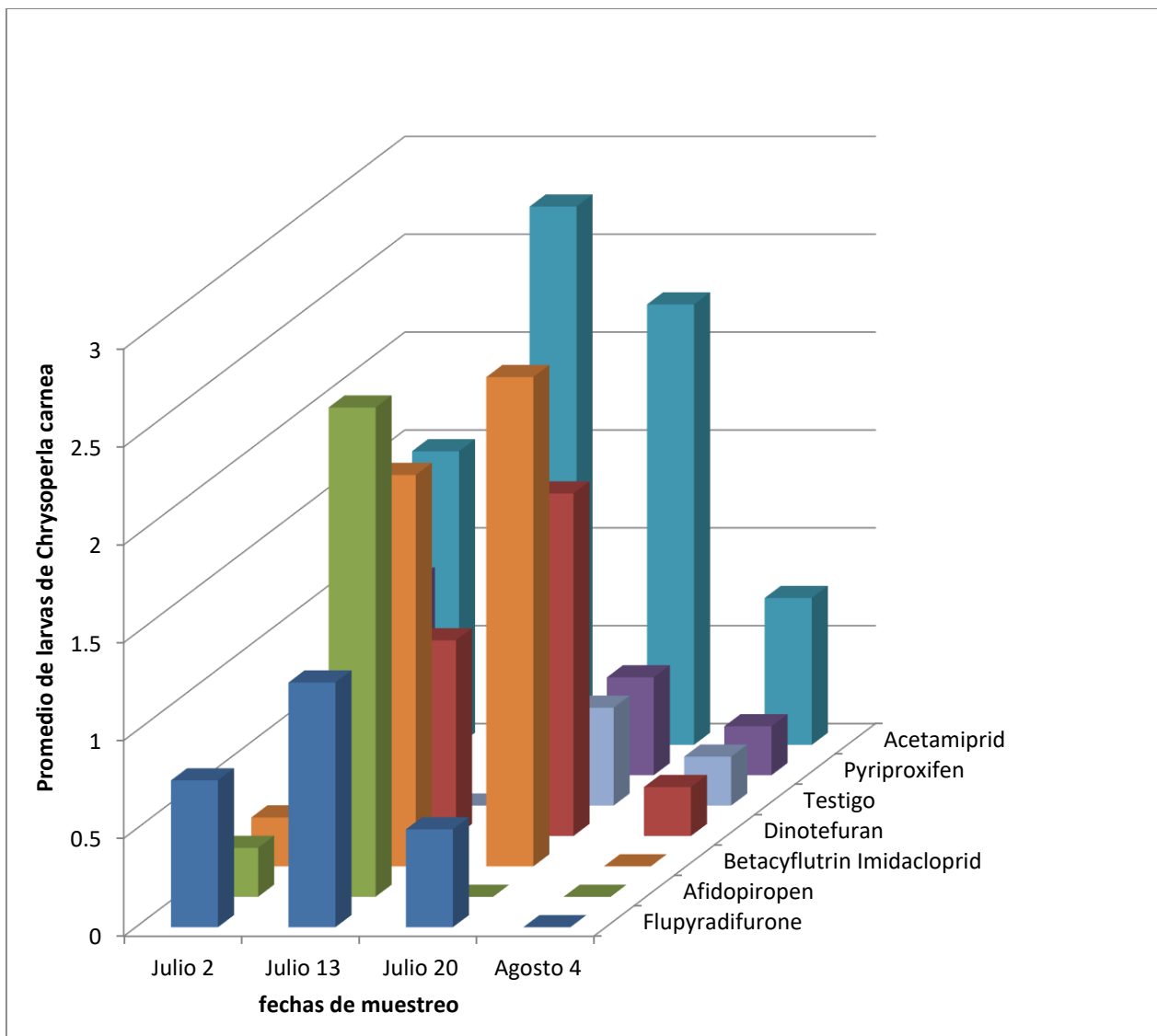


Figura 16. Densidades de larvas de *Chrysoperla carnea* en los tratamientos de insecticidas evaluados CELALA INIFAP, 2020.

4.6 *Hippodamia convergens*, Catarinita convergente

4.6.1. Adultos

Con base a los resultados obtenidos de los ANOVAS (Cuadro 5 A del apéndice), en la variable adulto *Hippodamia convergens* (datos transformados mediante $\log x + 1$), existieron diferencias estadísticamente significativas en las fechas de muestreo ($Pr < 0.0001$), tratamientos de insecticida ($Pr = 0.001$), y en las interacciones fecha x insecticida ($Pr < 0.0001$).

Se observó que las densidades de adultos de *Hippodamia convergens* variaron entre tratamientos de insecticidas y entre fechas de muestreo (cuadro 8, figura 17).

El insecticida Acetamiprid resulto con la menor densidad de población de adultos con un promedio de (2.13 adultos por tratamiento), el insecticida Afidopiropen obtuvo una densidad de adultos con un promedio de (3.06 adultos por tratamiento), el insecticida Pyriproxifen obtuvo una densidad con un promedio de (3.81 adultos por tratamiento), el insecticida Betacyflutrin + Imidacloprid obtuvo una densidad con un promedio de (4.31 adultos por tratamiento), el insecticida Flupyradifurone obtuvo una densidad con un promedio de (4.63 adultos por tratamiento), el testigo absoluto obtuvo una densidad con un promedio de (5.13 adultos por tratamiento), mientras que el insecticida Dinotefurán obtuvo la mayor densidad con un promedio de (6.44 adultos por tratamiento).

Cuadro 8. Densidades de adultos de *Hippodamia convergens* en los tratamientos de insecticidas evaluados CELALA INIFAP, 2020.

Insecticida	Fechas de muestreo				Promedio	
	Julio 2	Julio 13	Julio 20	Agosto 4		
Flupyradifurone	2.75 fghij	11.00 abcde	4.75 abcde	0.00 abcde	4.63	ab
Dinotefuran	8.00 abcde	13.75bcdef	2.50abcd	1.50ab	6.44	a
Afidopiropen	6.50a	3.50defgh	1.50abcd	0.75fghi	3.06	b
Pyriproxifen	7.75cdefgh	3.00 abcde	4.50cdetg	0.00fghi	3.81	b
Acetamiprid	6.50ghij	2.00defgh	0.00k	0.00jk	2.13	c
Betacyflutrin	4.50cdefgh	4.25k	0.25hij	8.25ijk	4.31	ab
Imidacloprid						
Testigo	7.75k	8.75k	3.50abc	0.50ijk	5.13	ab
Promedio	6.25 a	6.60 a	2.42 b	1.57 c		

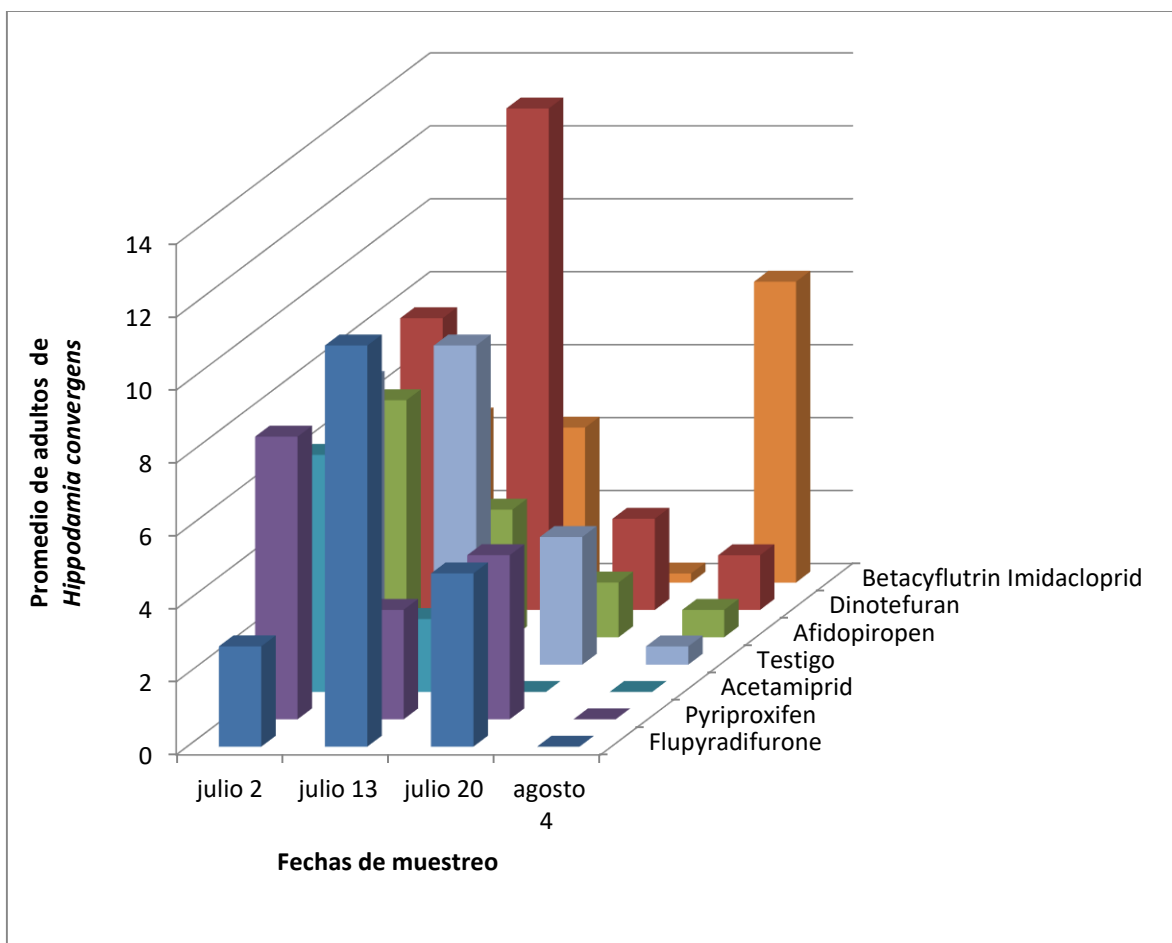


Figura 17. Densidades de adultos de *Hippodamia convergens* en los tratamientos de insecticidas evaluados CELALA INIFAP, 2020.

4.6.2 Larvas

Con base a los resultados obtenidos de los ANOVAS (Cuadro 6 A del apéndice), en la variable larva *Hippodamia convergens* (datos transformados mediante $\log x + 1$), existieron diferencias estadísticamente significativas para las fechas de muestreo ($Pr = 0.001$), tratamientos de insecticidas ($Pr = 0.039$), mientras que en las interacciones fechas por insecticidas no existieron diferencias significativas ($Pr = 0.142$).

Se observó que las densidades de larvas de *Hippodamia convergens* variaron entre tratamientos de insecticidas y entre fechas de muestreo (Cuadro 9, figura 18).

El insecticida Betacyflutrin + Imidacloprid obtuvo la menor densidad de larvas de *Hippodamia convergens* con un promedio de (0.19 larvas por tratamiento), el insecticida Dinotefuran obtuvo una densidad de larvas con un promedio de (0.25 larvas por tratamiento), el insecticida Flupyradifurone obtuvo una densidad de larvas con un promedio de (0.31 larvas por tratamiento), el insecticida Acetamiprid obtuvo una densidad de larvas con un promedio de (0.38 larvas por tratamiento), el insecticida Afidopiropen obtuvo una densidad de larvas con un promedio de (0.63 larvas por tratamiento), el testigo absoluto obtuvo una densidad de larvas con un promedio de (0.75 larvas por tratamiento), el insecticida Pyriproxifen obtuvo una densidad de larvas con un promedio de (1.19 larvas por tratamiento).

Cuadro 9. Densidades de larvas de *Hippodamia convergens* en los tratamientos de insecticidas evaluados CELALA INIFAP, 2020.

Insecticida	Fechas de muestreo				Promedio	
	Julio 2	Julio 13	Julio 20	Agosto 4		
Flupyradifurone	0.50cde	0.50bcde	0.00abc	0.25ab	0.31	b
Dinotefurán	0.75abc	0.25cde	0.00abcd	0.00cde	0.25	b
Afidopiropen	1.75de	0.75bcde	0.00a	0.00de	0.63	ab
Pyriproxifen	2.25de	2.50cde	0.00e	0.00e	1.19	a
Acetamiprid	1.25e	0.25e	0.00e	0.00e	0.38	b
Betacyflutrin	0.50e	0.25de	0.00e	0.00e	0.19	b
Imidacloprid						
Testigo	1.50e	0.75e	0.00e	0.75bcde	0.75	ab
Promedio	1.21 a	0.75 a	0 b	0.14 b		

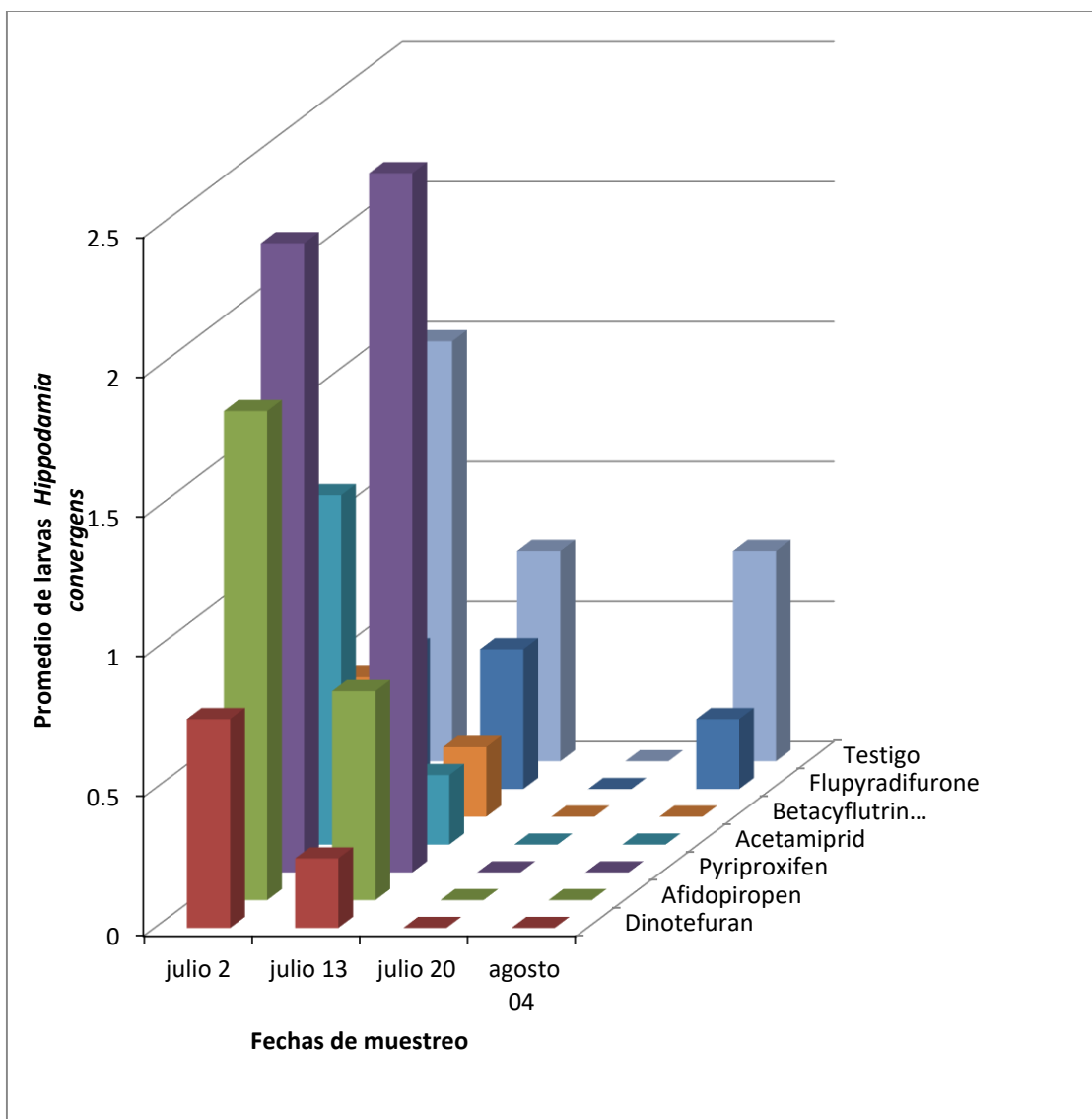


Figura 18. Densidades de población de *Hippodamia convergens* larva en los tratamientos de insecticidas evaluados CELALA INIFAP, 2020.

4.7 *Allograpta obliqua*, Mosca sírfida

Con base a los resultados obtenidos de los ANOVAS (Cuadro 14 A del apéndice), en la variable adulto *Allograpta obliqua* (datos transformados mediante $\log x + 1$), existieron diferencias estadísticamente significativas para las fechas de muestreo ($Pr = 0.001$), en tanto que para los tratamientos de insecticidas no existieron diferencias estadísticamente significativas ($Pr = 0.708$), ni para la interacción fechas x insecticidas ($Pr = 0.063$).

Se observó que las densidades de adultos de *Allograpta obliqua* variaron entre tratamientos de insecticidas y entre fechas de muestreo (Cuadro 10, figura 19).

El insecticida Acetamiprid obtuvo la densidad más baja con un promedio de adultos de (0.94 adultos por tratamiento), el insecticida flupyradifurone obtuvo una densidad de adultos con un promedio de (1.00 adultos por tratamiento), el testigo absoluto obtuvo una densidad de adultos con un promedio de (1.00 adultos por tratamiento), el insecticida Betacyflutrin + Imidacloprid obtuvo una densidad de adultos con un promedio de (1.06 adultos por tratamiento), el insecticida Afidopiropen obtuvo una densidad de adultos con un promedio de (1.25 adultos por tratamiento), mientras que el insecticida Pyriproxifen obtuvo la mayor densidad de adultos con un promedio de (1.56 adultos por tratamiento).

Cuadro 10. Densidad de adultos de *Allograpta obliqua* en los tratamientos de insecticidas evaluados. CELALA INIFAP, 2020.

Insecticida	Fechas de muestreo				Promedio	
	Julio 2	Julio 13	Julio 20	Agosto 4		
Flupyradifurone	1.50abcd	2.50ab	0.00abcd	0.00ab	1.00	a
Dinotefuran	3.25bcde	4.50bcde	0.50bcde	0.00abc	2.06	a
Afidopiropen	1.50a	2.25ab	0.75bcd	0.50de	1.25	a
Pyriproxifen	3.50abcd	1.75bcde	0.005e	0.50de	1.56	a
Acetamiprid	0.75bcde	0.25cde	1.25bcde	1.50de	0.94	a
Betacyflutrin	1.25cde	1.75e	0.25e	1.00cde	1.06	a
Imidacloprid						
Testigo	1.25de	0.75bcde	0.50bcde	1.50bcde	1.00	a
Promedio	1.85a	1.96a	0.53b	0.71b		

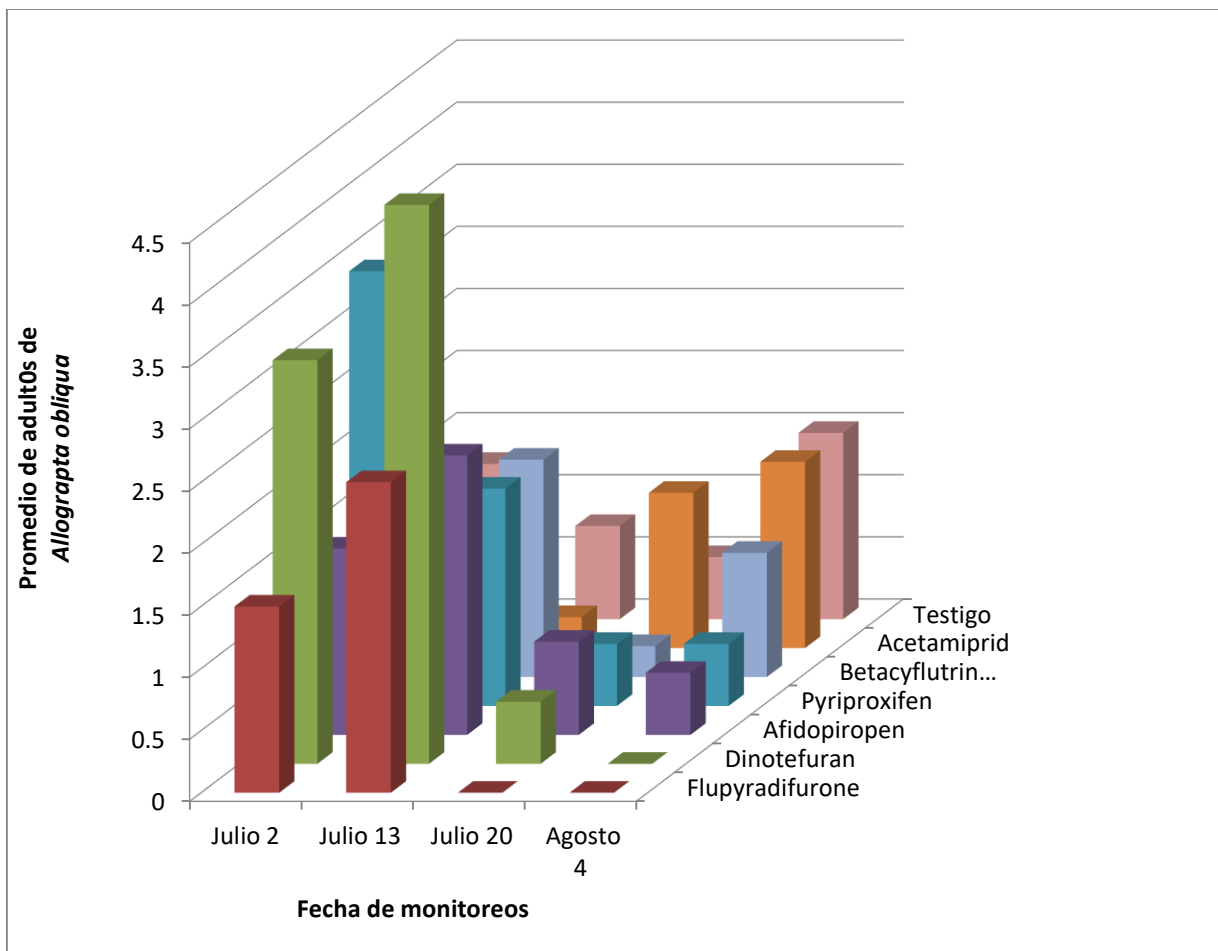


Figura 19. Densidad de adultos de *Allograpta obliqua* en los tratamientos de insecticidas evaluados. CELALA INIFAP, 2020.

4.8 *Nabis pseudoferus*, Chinche pajiza

Con base a los resultados obtenidos de los ANOVAS (Cuadro 13 A del apéndice), en la variable adulto *Nabis pseudoferus* (datos transformados mediante $\log x + 1$), no muestra diferencias estadísticamente significativas en las fechas de muestreo ($Pr = 0.633$), en cuanto a los tratamientos de insecticidas muestran diferencias estadísticamente significativas ($Pr = 0.001$), así como las interacciones de fechas x insecticidas ($Pr = 0.001$).

Se observó que las densidades de adultos de *Nabis pseudoferus* variaron entre tratamientos de insecticidas y entre fechas de muestreo (cuadro 11, figura 20).

El insecticida Betacyflutrin + Imidacloprid obtuvo una densidad de adultos con un promedio de (0.06 adultos por tratamiento), el insecticida Dinotefurán obtuvo una densidad de adultos con un promedio de (0.37 adultos por tratamiento), el insecticida Acetamiprid obtuvo una densidad de adultos con un promedio de (0.62 adultos por tratamiento), el insecticida Afidopiropen obtuvo una densidad de adultos con un promedio de (0.87 adultos por tratamiento), el insecticida Pyriproxifen obtuvo una densidad de adultos con un promedio de (1.06 adultos por tratamiento), el insecticida Flupyradifurone obtuvo una densidad de adultos con un promedio de (1.5 adultos por tratamiento), mientras que la densidad más alta la obtuvo el testigo absoluto con un promedio de adultos de (1.62 adultos por tratamiento).

Cuadro 11. Densidades de adultos de *Nabis pseudoferus* en los tratamientos de insecticidas evaluados. CELALA INIFAP, 2020.

Insecticida	Fechas de muestreo				Promedio	
	Julio 2	Julio 13	Julio 20	Agosto 4		
Flupyradifurone	0.75bcdef	2.25cdef	2.25bcdef	0.75ef	1.5	a
Dinotefuran	1.5def	0.00f	0.00f	0.00abcd	0.37	cd
Afidopiropen	0.75f	1.00abcdef	0.00def	1.75f	0.87	ab
Pyriproxifen	0.75f	0.75a	0.25ab	2.50f	1.06	ab
Acetamiprid	0.75f	0.25f	0.75abcdef	0.75f	0.62	bc
Betacyflutrin	0.25abc	0.00def	0.00f	0.00abcde	0.06	d
Imidacloprid						
Testigo	0.00ab	2.75def	3.25f	0.50ef	1.62	ab
Promedio	0.67a	1.00a	0.92a	0.89a		

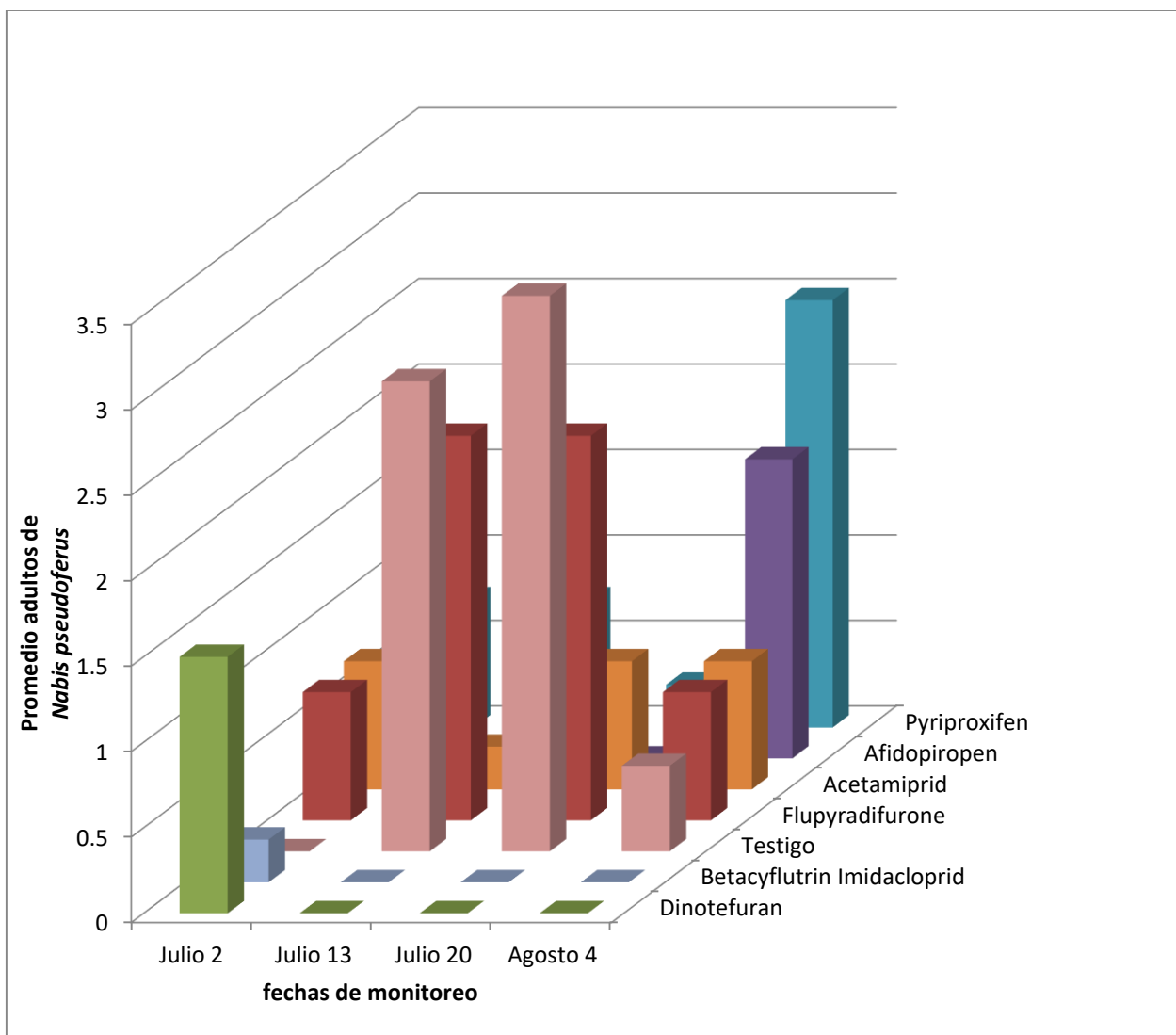


Figura 20. Densidades de adultos de *Nabis pseudoferus* en los tratamientos de insecticidas evaluados. CELALA INIFAP, 2020.

4.9 *Geocoris pallens*, Chinche ojona

Con base a los resultados obtenidos de los ANOVAS (Cuadro 12 A del apéndice), en la variable adulto *Geocoris pallens* (datos transformados mediante $\log x + 1$), existieron diferencias estadísticamente significativas para las fechas de muestreo ($Pr = 0.017$), tratamientos de insecticidas ($Pr = 0.023$), e interacciones de fechas x insecticidas ($Pr = 0.0004$).

Se observó que las densidades de adultos de *Geocoris pallens* variaron entre tratamientos de insecticidas y entre fechas de muestreo (Cuadro 12, figura 21)

El insecticida Betacyflutrin + Imidacloprid obtuvo la densidad más baja de adultos con un promedio de (0.06 adultos por tratamiento), el insecticida Acetamiprid obtuvo una densidad de adultos con un promedio de (0.25 adultos por tratamiento), el insecticida Afidopiropen obtuvo una densidad de adultos con un promedio de (0.50 adultos por tratamiento), el insecticida Dinotefurán obtuvo una densidad de adultos con un promedio de (0.56 adultos por tratamiento), el testigo absoluto obtuvo una densidad de adultos con un promedio de (0.75 adultos por tratamiento), el insecticida Pyriproxifen obtuvo una densidad de adultos con un promedio de (0.81 adultos por tratamiento), mientras que el insecticida Flupyradifurone obtuvo la mayor densidad de adultos con un promedio de (0.88 adultos por tratamiento).

Cuadro 12. Densidades de adultos de *Geocoris pallens* en los tratamientos de insecticidas evaluados. CELALA INIFAP, 2020.

Insecticida	Fechas de muestreo				Promedio	
	Julio 2	Julio 13	Julio 20	Agosto 4		
Flupyradifurone	2.25ab	1.00abcd	0.25abcde	0.00cdef	0.88	a
Dinotefuran	1.75def	0.25f	0.00def	0.25bcde	0.56	abc
Afidopiropen	1.25ef	0.75cdef	0.00abc	0.00f	0.50	abc
Pyriproxifen	0.75f	1.75ef	0.75ef	0.00f	0.81	a
Acetamiprid	0.50f	0.00cdef	0.25ef	0.25f	0.25	bc
Betacyflutrin	0.00a	0.00f	0.00ef	0.25f	0.06	c
Imidacloprid						
Testigo	0.50f	0.25ef	2.25ef	0.00f	0.75	ab
Promedio	1.00a	0.57a	0.50ab	0.10b		

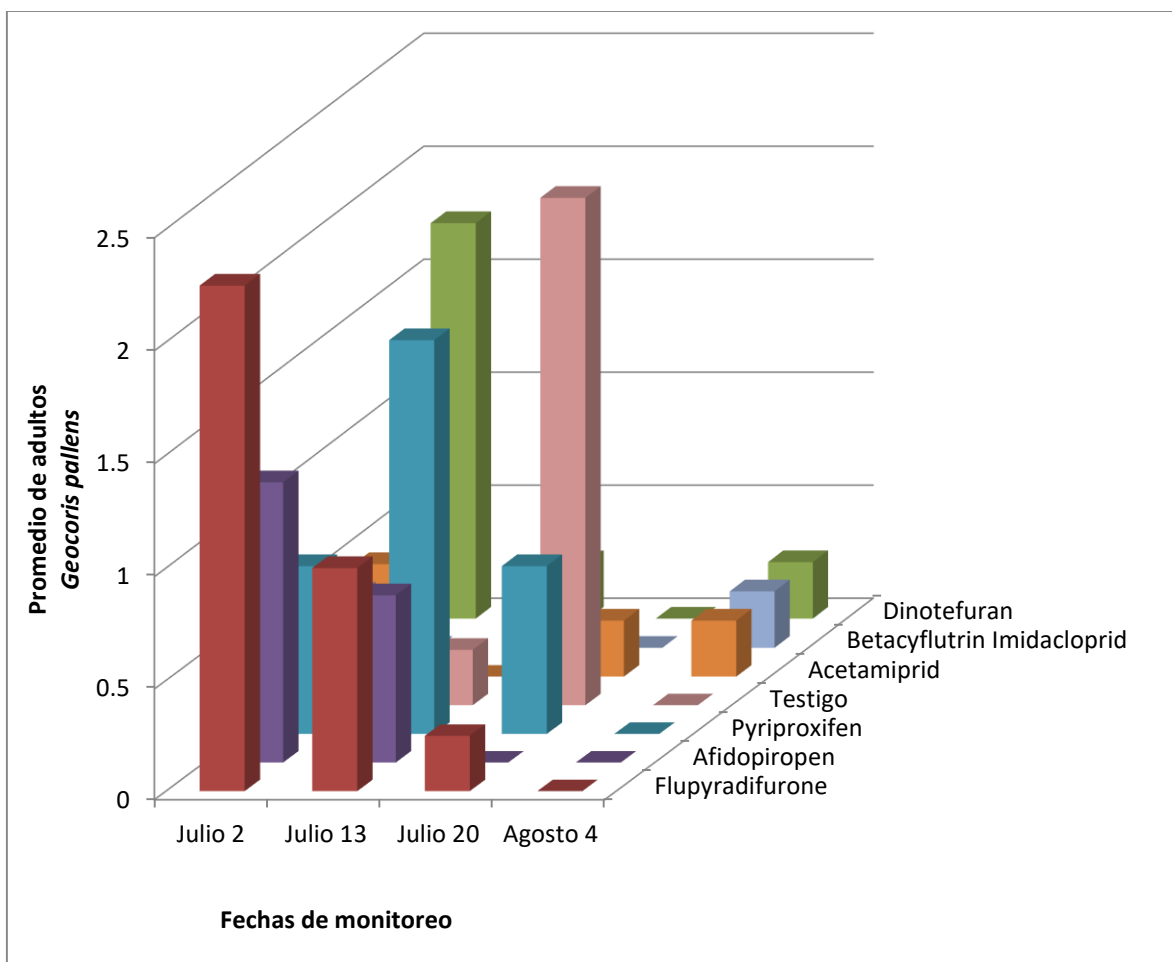


Figura 21. Densidades de adultos de *Geocoris pallens* en los tratamientos de insecticidas evaluados. CELALA INIFAP, 2020.

4.10 *Zelus longipes*, Chinche asesina

Con base a los resultados obtenidos de los ANOVAS (Cuadro 9 A del apéndice), en la variable adulto *Zelus longipes* (datos transformados mediante $\log x + 1$), existieron diferencias estadísticamente significativas para las fechas de muestreo ($Pr = 0.010$), tratamiento de insecticidas ($Pr = 0.001$), mientras que para la interacción de fechas por insecticidas no existieron diferencias estadísticamente significativas ($Pr = 0.128$).

Se observó que las densidades de adultos de *Zelus longipes* variaron entre tratamientos de insecticidas y entre fechas de muestreo (Cuadro 13, figura 22).

El insecticida Dinotefurán obtuvo una densidad de adultos con un promedio de (0.13 adultos por tratamiento), el insecticida Betacyflutrin + Imidacloprid obtuvo una densidad de adultos con un promedio de (0.13 adultos por tratamiento), el insecticida Afidopiropen obtuvo una densidad de adultos con un promedio de (0.19 adultos por tratamiento), el insecticida Pyriproxifen obtuvo una densidad de adultos con un promedio de (0.31 adultos por tratamiento), el insecticida Acetamiprid obtuvo una densidad de adultos con un promedio de (0.56 adultos por tratamiento), el testigo absoluto obtuvo una densidad de adultos con un promedio de (0.56 adultos por tratamiento), mientras que el insecticida Flupyradifurone obtuvo la mayor densidad de adultos con un promedio de (0.81 adultos por tratamiento)

Cuadro 13. Densidades de *Zelus longipes* en los tratamientos de insecticidas evaluados. CELALA INIFAP, 2020.

Insecticida	Fechas de muestreo				Promedio	
	Julio 2	Julio 13	Julio 20	Agosto 4		
Flupyradifurone	0.50bcd	0.00cd	1.50d	1.25d	0.81	a
Dinotefuran	0.25d	0.00d	0.25d	0.00d	0.13	c
Afidopiropen	0.00d	0.00d	0.75d	0.00abc	0.19	c
Pyriproxifen	0.00d	0.00cd	1.00a	0.25cd	0.31	bc
Acetamiprid	0.00abcd	0.75abc	0.75abcd	0.75cd	0.56	ab
Betacyflutrin	0.00ab	0.00ab	0.25d	0.25d	0.13	c
Imidacloprid						
Testigo	0.00cd	0.25abcd	1.00cd	1.00abc	0.56	ab
Promedio	0.10 b	0.14b	0.78a	0.5ab		

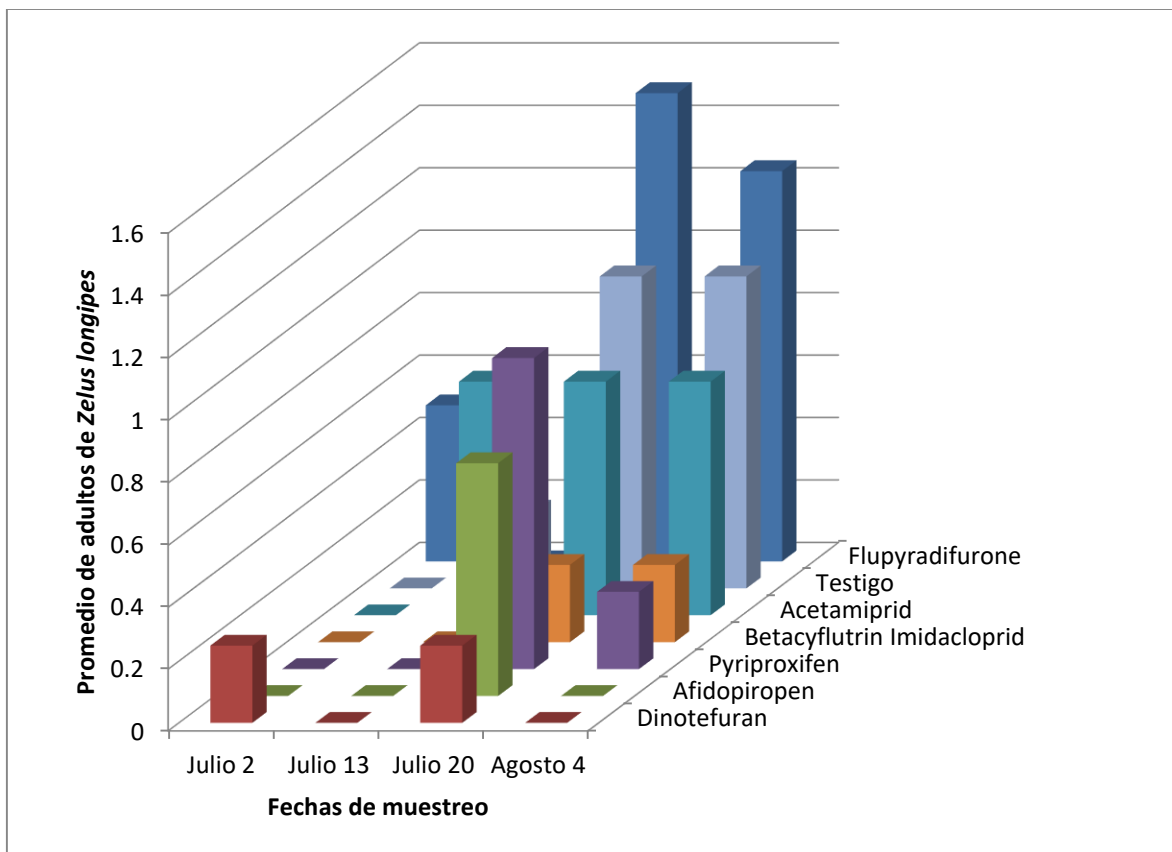


Figura 22. Densidades de *Zelus longipes* en los tratamientos de insecticidas evaluados. CELALA INIFAP, 2020.

4.11 *Collops vittatus*, Escarabajo colops

Con base a los resultados obtenidos de los ANOVAS (Cuadro 8 A del apéndice), en la variable adulto *Collops vittatus* (datos transformados mediante $\log x + 1$), existieron diferencias estadísticamente significativas para las fechas de muestreo (Pr = 0.018), tratamientos de insecticidas (Pr = 0.011), e interacciones fechas x insecticida (Pr = 0.001).

Se observó que las densidades de adultos de *Collops vittatus* variaron entre tratamientos de insecticidas y entre fechas de muestreo (Cuadro 14, figura 23).

El insecticida Dinotefurán obtuvo una densidad de adultos con un promedio de (0.00 adultos por tratamiento), el insecticida Pyriproxifen obtuvo una densidad de adultos con un promedio de (0.00 adultos por tratamiento), el insecticida Acetamiprid obtuvo una densidad de adultos con un promedio de (0.00 adultos por hoja), el testigo absoluto obtuvo una densidad con un promedio de (0.00 adultos por hoja), el insecticida Betacyflutrin + Imidacloprid obtuvo una densidad con un promedio de (0.06 adultos por tratamiento), el insecticida Afidopiropen obtuvo una densidad con un promedio de (0.19 adultos por tratamiento), mientras que el insecticida Flupyradifurone obtuvo una densidad con promedio de (0.19 adultos por tratamiento).

Cuadro 14. Densidades de adultos de *Collops vittatus* en los tratamientos de insecticidas evaluados. CELALA INIFAP, 2020.

Insecticida	Fechas de muestreo				Promedio	
	Julio 2	Julio 13	Julio 20	Agosto 4		
Flupyradifurone	0.50ab	0.00c	0.25c	0.00c	0.19	a
Dinotefuran	0.00c	0.00c	0.00c	0.00c	0.00	b
Afidopiropen	0.00c	0.00c	0.75c	0.00c	0.19	a
Pyriproxifen	0.00bc	0.00c	0.00bc	0.00c	0.00	b
Acetamiprid	0.00a	0.00c	0.00c	0.00c	0.00	b
Betacyflutrin	0.00c	0.25c	0.00c	0.00c	0.06	ab
Imidacloprid						
Testigo	0.00c	0.00c	0.00c	0.00c	0.00	b
Promedio	0.07 ab	0.04b	0.16a	0.00b		

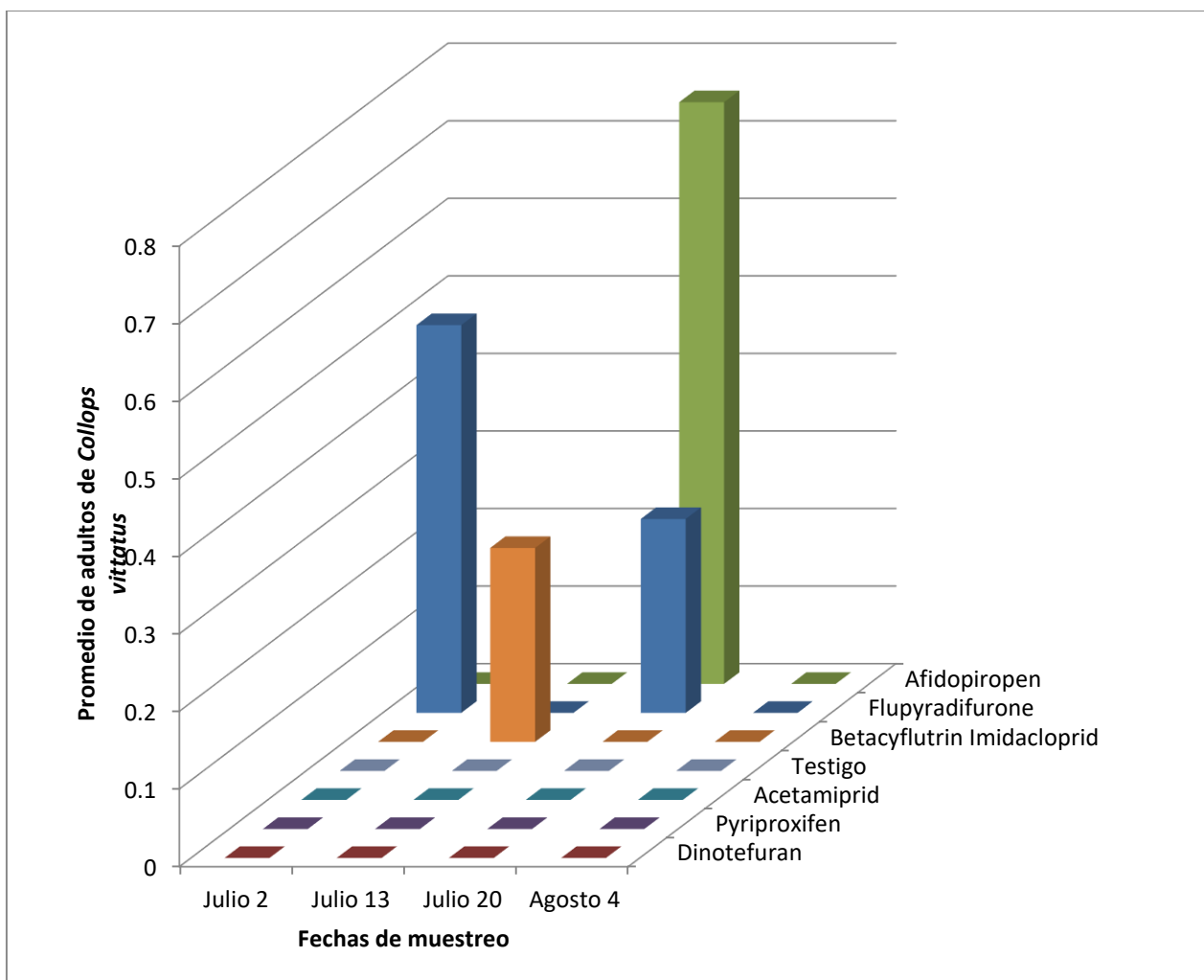


Figura 23. Densidades de adultos de *Collops vittatus* en los tratamientos de insecticidas evaluados. CELALA INIFAP, 2020.

4.12 *Cycloneda sanguínea*, Catarinita roja

Con base a los resultados obtenidos de los ANOVAS (Cuadro 7 A del apéndice), en la variable adulto *Cycloneda sanguinea* (datos transformados mediante $\log x + 1$), no existieron diferencias estadísticamente significativas en las fechas de muestreo ($Pr = 0.570$), tratamientos de insecticidas ($Pr = 0.536$), ni para las interacciones de fecha x insecticidas ($Pr = 0.418$).

Se observó que las densidades de adultos de *Cycloneda sanguinea* variaron entre tratamientos de insecticidas y entre fechas de muestreo (Cuadro 15, figura 24).

El insecticida Dinotefurán obtuvo una densidad con un promedio de (0.00 adultos por tratamiento), el insecticida Afidopiropen obtuvo una densidad con un promedio de (0.00 adultos por hoja), el insecticida Pyriproxifen obtuvo una densidad con un promedio de (0.00 adultos por tratamiento), el insecticida Acetamiprid obtuvo una densidad con un promedio de (0.00 adultos por tratamiento), el insecticida Betacyflutrin + Imidacloprid obtuvo una densidad con un promedio de (0.00 adultos por tratamiento), el insecticida Flupyradifurone obtuvo una densidad con un promedio de (0.06 adultos por tratamiento), mientras que el testigo absoluto obtuvo la mayor densidad de adultos, con un promedio de (0.12 adultos por tratamiento).

Cuadro 15. Densidades de adultos de *Cycloneda sanguinea* en los tratamientos de insecticidas evaluados. CELALA INIFAP, 2020.

Insecticida	Fechas de muestreo				Promedio	
	Julio 2	Julio 13	Julio 20	Agosto 4		
Flupyradifurone	0.00b	0.00b	0.00b	0.25b	0.06	a
Dinotefurán	0.00b	0.00b	0.00b	0.00b	0.00	a
Afidopiropen	0.00b	0.00b	0.00b	0.00b	0.00	a
Pyriproxifen	0.00b	0.00a	0.00b	0.00b	0.00	a
Acetamiprid	0.00b	0.00b	0.00b	0.00b	0.00	a
Betacyflutrin	0.00b	0.00ab	0.00b	0.00b	0.00	a
Imidacloprid	0.00b	0.00ab	0.00b	0.00b	0.00	a
Testigo	0.00b	0.50b	0.00b	0.00b	0.12	a
Promedio	0.00a	0.07a	0.00a	0.03a		

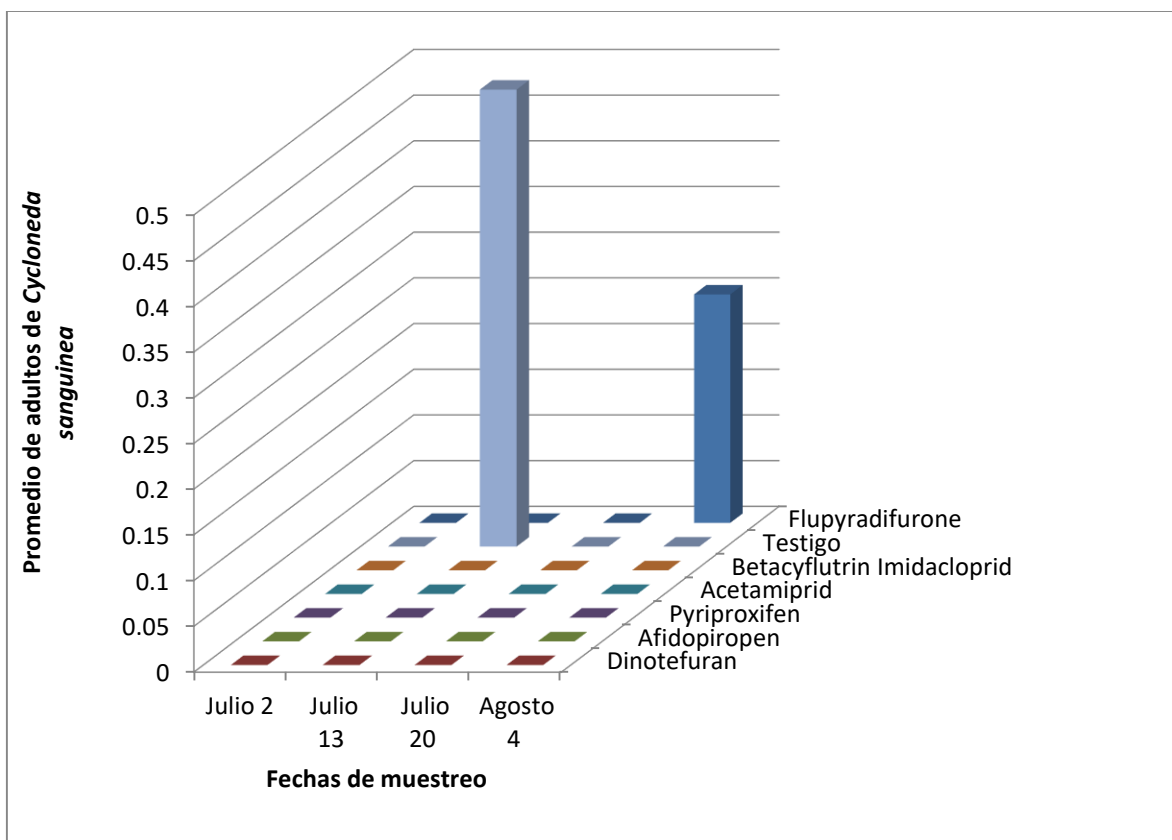


Figura 24. Densidades de adultos de *Cycloneda sanguinea* en los tratamientos de insecticidas evaluados. CELALA INIFAP, 2020.

V. CONCLUSIONES

Con base a los promedios los tratamientos de insecticidas mas efectivos para el control de adultos de mosca blanca (*Bemisia tabaci*) son: Pyriproxifen y Acetamiprid. Mientras que los tratamientos de insecticidas Flupyradifurone, Dinotefuran, Afidopiropen y Betacyflutrin + Imidacloprid no son efectivos para el control de adultos de mosca blanca.

Con base a los promedio los tratamientos de insecticidas, Acetamiprid, Flupyradifurone y Pyriproxifen mostraron un control efectivo para el control de ninfas de mosca blanca mientras que los tratamientos de insecticidas Dinotefuran, Afidopiropen, Betacyflutrin + Imidacloprid no mostraron un control efectivo para las ninfas de mosca blanca.

De acuerdo a la captura de insectos beneficos, se registraron 10 especies presentes en el estudio, en base a los promedios obtenidos de *Orius insidiosus*, *Orius leavigatus*, *Chrysoperla carnea*, *Hippodamia convergens*, *Cycloneda sanguinea*, *Collops vittatus*, *Zelus longipes*, *Geocoris pellens*, *Nabisz pseudoferus* y *Allograpta obliqua* los tratamientos de insecticidas Pyriproxifen, Afidopiropen y Flupyradifurone son los insecticidas que mejores resultados obtuvieron en la conservacion de insectos beneficos, mientras que los insecticidas Dinotefuran, Acetamiprid y Betacyflutrin + Imidacloprid no mostraron resultados efectivos en la conservacion de las especies registradas de insectos beneficos.

VI. BIBLIOGRAFIA

- Agrosintesis. 2020. Manejo integrado de la mosca blanca en el algodón. Citado el 19 de noviembre del 2020. Disponible en: <https://www.agrosintesis.com/manejo-integrado-de-mosca-blanca-en-algodon/>
- Andreas, S.C. 1996. Muestreo de moscas blancas. Metodología para el estudio y manejo de moscas blancas y geminivirus. Centro Agronómico de Investigación y Enseñanza. Unidad de fitoprotección. Serie Materiales de Enseñanza No. 37. Turrialba, Costa Rica.
- Avila G., Ma. R., P. Cano R., U. Nava C. Y E. López R. 2000. Identificación de las especies de moscas blancas presentes en la región Lagunera, pp. 669-674.
- Bahema J., F. 2008. Enemigos naturales de las plagas agrícolas del maíz y otros cultivos. libro técnico. Num.5. Sagarpa – INIFAP. Uruapan, Michoacán, México. 147 p.
- Bahena J, F. 2008. Enemigos naturales de las plagas agrícolas del maíz y otros cultivos. Libro técnico Núm. 5. SAGARPA – INIFAP. Uruapan, Michoacán, México. 174 p.
- Berry, R. 1998. Insects and Mites of Economic Importance in the Northwest. 2nd. Ed. 221 p.
- Bravo M., E. 1996. Evaluación del parasitismo natural de mosca blanca en los Valles Centrales de Oaxaca. In: Memorias del XIX Congreso Nacional de Control Biológico. Noviembre de 1996. Culiacán, Sinaloa.
- Bravo M., E. 2004. Control biológico de plagas en hortalizas en los Valles Centrales de Oaxaca. Folleto técnico No. 5. INIFAP-CIRPAS-C.E. Valles Centrales de Oaxaca. Sto. Domingo Barrio Bajo, Etla, Oaxaca, México. 26 p.
- Brown, J. K., Frohlich, D. R. and Rosell, R. C. 1995. The sweetpotato or silverleaf whitefly: biotypes of *Bemisia tabaci* or a species complex?. Annual Review of Entomology 40: pp. 511-534.
- Brown, J.K., and Bird, J. 1992. Whitefly transmitted geminiviruses and associated disorders in the Americas and the Caribbean Basin. Plant Disease 76(3): pp. 220-225.
- Byrne, D.N. and T.S. Bellows Jr. 1991. Whitefly biology. Annual Review of Entomology. 36:pp. 431-457.
- Campbell, B., C. Stephen-campbell, J. D. and GILL, R. 1995. Origin and radiation of whiteflies: an initial molecular phylogenetics assessment. In: Gerling, D., Mayer, R. T. (eds.), *Bemisia: Taxonomy, Biology, Damage, Control and Management*. Intercept, UK, pp. 29-52.

- Carapia R., V. E. y Castillo-Gutiérrez., A. 2013. Estudio comparativo sobre la morfología de *Trialeurodes vaporariorum* (Westwood) y *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Hemiptera: Aleyrodidae). *Acta Zoológica Mexicana* (n. s.), 29(1): pp. 178-193.
- Cervantes M., J.F. 1991. Insectos chupadores y minadores que afectan hortalizas. In: *Plagas de hortalizas y su manejo en México*. Centro de Entomología y Acarología. Colegio de Postgraduados y Sociedad Mexicana de Entomología. México. pp. 1-19.
- DeBach, P. 1964. *Biological Control of Insects Pests and Weeds*. Chapman and Hall, London. 844 p.
- Dirección general de sanidad vegetal. 1999. Generalidades de *Chrysoperla* con énfasis en *C. rufilabris* (Bumiester)(Neuroptera: Chrysopidae). Ficha técnica CB-10.
- Ellsworth, P. C. Tronstad, R., Leser, J., Goodell, P. B., Godfrey, L. D., Henneberry, T. J., Hendrix, D., Brushwood, D., Naranjo, S. E., Castle, S., Nichols, R. L., 1999. Sticky cotton resources and solutions. IPM Series No. 13.
- Escalante, J. 1972. Datos sobre la biología de *Hippodamia convergens* Guerin en la localidad del Cusco. *Revista peruana de entomología*, 15(2), pp. 237 – 239.
- Ferragut., F. y González., J.E. 1994. Diagnóstico y distribución de las especies de *Orius* Wolf 1811, peninsulares (Heteroptera, Anthocoridae). *Bol. San. Veg. Plagas* 20: pp. 89-101.
- Fideicomisos Instituidos en Relación con la Agricultura (FIRA) .2016. Panorama Agroalimentario: algodón 2016. Dirección de Investigación y Evaluación Económica y Sectorial. https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/200630/Panorama_Agroalimentario_Algod_n_2016-17.pdf
- García Q., J. R. 2010. Estudio de evaluación de la efectividad biológica de Movento® para el combate de ninfas de mosca blanca (*Bemisia* sp.) y su fitocompatibilidad en tomate Saladette bajo agricultura protegida. Mosca blanca informe. Bayer CropScience.Culiacan Sinaloa. México 8 p.
- Gennadius, P. 1889. Disease of tobacco plantations in the trikonia. The aleurodid of tobacco. *Ellenike Georgia* (Grecia) 5: p.13.
- Ruiz L. 2017. Estudios nichos de mercado de algodón. Perspectivas y pronósticos para los mayores países productores y consumidores de algodón. FAO .pp 17-22.
- Najera R., M. y Souza., B. 2010. *Insectos Benéficos: Guía para su identificación*. INIFAP-Campo Experimental Uruapan, Uruapan, Michoacán, México. 73 p.

- Martin, J. H., Mifsud, D., and Rapisarda, C. 2000. The whiteflies (Hemiptera: Aleyrodidae) of Europe and Mediterranean basin. *Bulletin of Entomological Research* 90: pp. 407-448.
- Martínez C., J. L. 1994. Problemática Fitosanitaria causada por la Mosquita Blanca en México. In: Memoria de la Segunda asamblea anual del CONACOFI. 14-15 de noviembre. Montecillo, Edo de México. pp. 77-88.
- Martínez, C., J. L. 1993. Monitoreo de mosquita blanca *Bemisia tabaci* Gennadius (Homóptera: Eleyrodidae) con trampas amarillas y distribución vertical de sus estados inmaduros en soya. Memoria XXVIII Congreso Nacional de Entomología. Cholula, Puebla.
- Morón M.A., y R.A. Terrón. 1988. *Entomología Práctica*. Publicación 22. (1). Instituto de Ecología A.C. México, D.F. 504 p.
- Naranjo E., S. L.A. Cañas y P.C. Ellsworth. 2004. Mortalidad de *Bemisia tabaci* en un sistema de cultivos múltiples. *Horticultura Internacional*. No. 43. 21 p.
- Nava C., U., M. Ramírez D., y J. L. Martínez C. 2001. Manejo integrado de plagas del algodón convencional y transgénico, pp. 51-92. En D. Teliz [ed.], *El Manejo Integrado de Plagas*. Simposio. Congreso Anual Sociedad Mexicana de Entomología (XXXVI) y Sociedad Mexicana de Fitopatología (XXVIII). Querétaro, México.
- Nava C., U. y Avila R., V. 2017. Diversidad de insectos en algodón convencional y transgenico en mexico. Proyecto "Comparación del sistema de producción de algodón (*Gossypium hirsutum* L.), transgénico y convencional, en los siete estados productores de México", clave 259410, CIBIOGEM, CONACYT.
- Nava C. U., E. Valenzuela H., y E. López R. 2002. Efectividad del algodón transgénico para el manejo integrado del gusano rosado en la Comarca Lagunera, México. *Entomología Mexicana* Vol. 1. 356-361.
- Oliveira, M. R. V., T. J. Henneberry and Anderson, P. 2001. History, current status, and collaborative research projects for *B. tabaci*. *Crop Protection* 20: pp 709-72.
- Pacheco C., J.J. 1986. Análisis toxicológico de las regiones algodonerías del Valle del Yaqui y Costa de Hermosillo, Son. México. El caso del picudo del algodón *Anthonomus grandis* (Boeman). Tesis de Maestría CENA-CP. Chapingo, México. 89 p.
- Pacheco M., F. 1994. Plagas de los Cultivos Oleaginosos en México. SAGAR, INIFAP, CIRNO. Cd. Obregón, Son., México. Libro Técnico N° 3. P.600 .

- Paulson, G.S. and W. Beardsley J. 1985. Whitefly (Homóptera: Aleyrodidae) egg pedicel insertion into host plant stomata. *Ann. Ent. Soc. Am.* 78: pp. 506-508.
- Perring, T. M. 2001. The *Bemisia tabaci* species complex. *Crop Prot.* 20, pp. 725–737
- Ramirez D., M. 2007. Distribucion, Abundancia, Diversidad y atributos bioecologicos de especies de chrysopidae (Neuroptera) asociadas a frutales del centro y norte de Mexico. Tesis de doctorado. Universidad Autonoma De Nuevo Leon. 145 p.
- Rocha-Munive, M. G., M. Soberón S., Castañeda, E. Niaves, E. Scheinvar, L. E. Eguiarte, D. Mota-Sánchez, E. Rosales-Robles, U. Nava-Camberos, J. L. Martínez-Carrillo, C. A. Blanco, A. Bravo, y V. Souza. 2018. Evaluation of the impact of genetically modified cotton after 20 years of cultivation in Mexico. *Front. Bioeng. Biotechnol.* 6.p. 82.
- Ruiz C. A., E. Bravo M., G. Ramírez O., A. D. Báez G., M. Álvarez C., J. L. Ramos G., U. Nava C., y K. F. Byerly M. 2013. Plagas de importancia económica en México: aspectos de su biología y ecología. Libro Técnico Núm. 2. INIFAP, Centro de Investigación Regional Pacífico Centro, Campo Experimental Centro Altos de Jalisco. Tepatitlán de Morelos, Jalisco, México. 448 p.
- Russell, L. M. 1975. Collection records of *Bemisia tabaci* (Gennadius) in the United States. *USDA, Coop. Econ. Insect Rep.* 25, pp. 229-230.
- Secretaria de agricultura, ganaderia,pesca y alimentacion (SAGARPA). 2018. Atlas Agroalimentario 2012-2018. Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera, atlas-agroalimentario-2012-2018-la-transformacion-productiva-del-campo-mexicano.
- Secretaria de Agricultura, Ganaderia, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentacion. (Sagarpa-FAO). 2014. Análisis de la cadena de valor en la producción de algodón en México. Fecha de consulta 15 de noviembre del 2020. Disponible en: www.redinnovagro.in/pdfs/algodon.pdf.
- Sánchez, A. J. 2000. Situación Actual de la Campaña contra las plagas del algodonoero en la Región Lagunera. In: Memorias de la 7ª. Reunión Anual del CONACOFI. 24-25 de octubre. Puebla, Pue. pp. 146-147.
- Servicio Nacional de Sanidad, Inocuidad y Calidad Agroalimentaria. (SENASICA). 2010.Plagas reglamentadas del algodonoero.Fecha de consulta: 14 de marzo 2022. Disponible en: <https://www.gob.mx/senasica/documentos/plagas-reglamentadas-del-algodonero-110920>.
- Servicio de Informacion Agroalimentaria y Pesquera (SIAP). 2019. Servicio de información Agroalimentaria de Consulta, algodón hueso. Fecha de

consulta 13 de noviembre del 2020. Disponible en:
<https://www.gob.mx/siap>.

- Traxler, G., S. Godoy-Avila., J. Falck-Zepeda, and J. de J. Espinoza-Arellano. 2001. Transgenic cotton in Mexico: economic and environmental impacts, pp. 183-202.
- Van Lenteren, J. 1995. Basic of biological control of arthropod pests in protectedcrops. Integrated pest and didease management in protect crops. Ciheam, Zaragoza, España.

VII. APENDICES

Cuadro 1A. Análisis de varianza para la variable adultos por hoja de mosca blanca, *Bemisia tabaci*, (datos transformados mediante log x +1).

FV	GL	SC	CM	F calculada	Pr>f
Fecha	3	8.45	28.81	185.06	<.0001
Error (a)	12	26.56	2.21	14.22	<.0001
Insecticida	6	9.56	1.59	10.23	<.0001
Fecha*Insec.	18	8.81	0.48	3.15	0.0003
Error (b)	72	11.21	0.15		
C.V. 22.64%					

Cuadro 2A. Analisis de varianza para la variable ninfa por hoja de mosca blanca, *Bemisia tabaci*, (datos transformados mediante log x +1).

FV	GL	SC	CM	F calculada	Pr>f
Fecha	3	6.19	2.06	96.93	<.0001
Error (a)	12	0.71	0.05	2.79	0.0036
Insecticida	6	4.82	0.8	37.77	<.0001
Fecha*Insec.	18	3.41	0.18	8.91	<.0001
Error (b)	72	1.53	0.02		
C.V. 25.23%					

Cuadro 3A. Análisis de varianza para la variable adulto por tratamiento de *Chrysoperla carnea*, (datos transformados mediante log x +1).

FV	GL	SC	CM	F calculada	Pr>f
Fecha	3.00	4.56	1.52	4.94	0.019
Error (a)	12.00	3.69	0.30	1.25	0.265
Insecticida	6.00	7.51	1.25	5.09	0.0002
Fecha*Insec.	18.00	17.14	0.95	3.87	<.0001
Error (b)	72.00	17.70	0.24		
C.V 42.34					

Cuadro 4A. Analisis de varianza para la variable larva por tratamiento de *Chrysoperla carnea* (datos transformados mediante log x +1).

FV	GL	SC	CM	F calculada	Pr>f
Fecha	3.00	5.50	1.83	15.64	0.0002
Error (a)	12.00	1.40	0.11	0.52	0.896
Insecticida	6.00	3.81	0.63	2.81	0.016
Fecha*Insec.	18.00	7.68	0.42	1.89	0.031
Error (b)	72.00	16.28	0.22		
C.V 98.28%					

Cuadro 5A. Analisis de varianza para la variable adulto por tratamiento de *Hippodamia convergens* (datos transformados mediante log x +1).

FV	GL	SC	CM	F calculada	Pr>f
Fecha	3.00	32.65	10.88	30.12	<.0001
Error (a)	12.00	4.33	0.36	1.24	0.275
Insecticida	6.00	7.44	1.24	4.25	0.001
Fecha*Insec.	18.00	29.48	1.63	5.61	<.0001
Error (b)	72.00	21.00	0.29		
C.V. 42.79%					

Cuadro 6A. Analisis de varianza para la variable larva por tratamiento de *Hippodamia convergens* (datos transformados mediante log x +1).

FV	GL	SC	CM	F calculada	Pr>f
Fecha	3.00	7.03	2.34	11.13	0.001
Error (a)	12.00	2.52	0.21	1.53	0.132
Insecticida	6.00	1.94	0.32	2.36	0.039
Fecha*Insec.	18.00	3.54	0.19	1.44	0.142
Error (b)	72.00	9.89	0.13		
C.V. 130.44%					

Cuadro 7A. Analisis de varianza para la variable adulto por tratamiento de *Cycloneda sanguínea* (datos transformados mediante $\log x + 1$).

FV	GL	SC	CM	F calculada	Pr>f
Fecha	3.00	0.03	0.01	0.70	0.570
Error (a)	12.00	0.18	0.01	1.00	0.458
Insecticida	6.00	0.07	0.01	0.85	0.536
Fecha*Insec.	18.00	0.28	0.01	1.05	0.418
Error (b)	72.00	1.08	1.01		
C.V. 767.25%					

Cuadro 8A. Analisis de varianza para la variable adulto por tratamiento de *Collops vittatus* (datos transformados mediante $\log x + 1$).

FV	GL	SC	CM	F calculada	Pr>f
Fecha	3.00	0.15	0.05	5.00	0.018
Error (a)	12.00	0.12	0.01	0.50	0.908
Insecticida	6.00	0.36	0.06	3.00	0.011
Fecha*Insec.	18.00	1.08	0.06	3.00	0.001
Error (b)	72.00	1.44	0.02		
C.V. 326.59%					

Cuadro 9A. Analisis de varianza para la variable adulto por tratamiento de *Zelus longipes* (datos transformados mediante $\log x + 1$).

FV	GL	SC	CM	F calculada	Pr>f
Fecha	3.00	3.13	1.04	5.98	0.010
Error (a)	12.00	2.09	0.17	1.88	0.051
Insecticida	6.00	2.38	0.39	4.29	0.001
Fecha*Insec.	18.00	2.44	0.13	1.47	0.128
Error (b)	72.00	6.67	0.09		
C.V. 127.73%					

Cuadro 10A. Analisis de varianza para la variable adulto por tratamiento de *Orius insidiosus* (datos transformados mediante log x +1).

FV	GL	SC	CM	F calculada	Pr>f
Fecha	3.00	10.45	3.48	16.54	0.0001
Error (a)	12.00	2.52	0.21	0.73	0.713
Insecticida	6.00	5.62	0.93	3.27	0.007
Fecha*Insec.	18.00	9.25	0.51	1.79	0.043
Error (b)	72.00	20.64	0.28		
C.V. 48.45%					

Cuadro 11A. Analisis de varianza para la variable adulto por tratamiento de *Orius leavigatus* (datos transformados mediante log x +1).

FV	GL	SC	CM	F calculada	Pr>f
Fecha	3.00	111.14	37.04	128.60	<.0001
Error (a)	12.00	3.45	0.28	1.02	0.437
Insecticida	6.00	25.53	4.25	15.12	<.0001
Fecha*Insec.	18.00	15.86	0.88	3.13	0.0003
Error (b)	72.00	20.26	0.28		
C.V. 31.04%					

Cuadro 12A. Analisis de varianza para la variable adulto por tratamiento de *Geocoris pallens* (datos transformados mediante log x +1).

FV	GL	SC	CM	F calculada	Pr>f
Fecha	3.00	2.65	0.88	5.12	0.017
Error (a)	12.00	2.07	0.17	1.17	0.323
Insecticida	6.00	2.34	0.39	2.64	0.023
Fecha*Insec.	18.00	8.25	0.45	3.09	0.0004
Error (b)	72.00	10.68	0.14		
C.V. 127.93%					

Cuadro 13A. Analisis de varianza para la variable adulto por tratamiento de *Nabiz pseudoferus* (datos transformados mediante log x +1).

FV	GL	SC	CM	F calculada	Pr>f
Fecha	3.00	0.33	0.11	0.59	0.633
Error (a)	12.00	2.26	0.18	0.87	0.578
Insecticida	6.00	7.11	1.18	5.49	<.0001
Fecha*Insec.	18.00	10.79	0.59	2.78	0.001
Error (b)	72.00	15.54	0.21		
C.V. 104.92%					

Cuadro 14A. Analisis de varianza para la variable adulto por tratamiento de *Allograpta obliqua* (datos transformados mediante log x +1).

FV	GL	SC	CM	F calculada	Pr>f
Fecha	3.00	8.03	2.67	10.30	0.001
Error (a)	12.00	3.11	0.25	0.90	0.555
Insecticida	6.00	1.09	0.18	0.63	0.708
Fecha*Insec.	18.00	8.77	0.48	1.68	0.063
Error (b)	72.00	20.88	0.29		
C.V. 87.67%					