

**UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA
LA MOLINA**

**ESCUELA DE POSGRADO
MAESTRÍA EN ENTOMOLOGÍA**



**“FLUCTUACIÓN POBLACIONAL DE LAS PRINCIPALES
PLAGAS Y DE SUS ENEMIGOS NATURALES EN EL
ALGODONERO TANGÜIS EN LA MOLINA”**

Presentada por:

LAURA ANGELICA CRUZ MENDOZA

**TESIS PARA OPTAR EL GRADO DE
MAGISTER SCIENTIA EN ENTOMOLOGÍA**

Lima - Perú

2021

**UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA
LA MOLINA**

**ESCUELA DE POSGRADO
MAESTRÍA EN ENTOMOLOGÍA**

**“FLUCTUACIÓN POBLACIONAL DE LAS PRINCIPALES
PLAGAS Y DE SUS ENEMIGOS NATURALES EN EL
ALGODONERO TANGÜIS EN LA MOLINA”**

**TESIS PARA OPTAR EL GRADO DE
MAGÍSTER SCIENTIAE**

Presentada por:

LAURA ANGELICA CRUZ MENDOZA

Sustentada y aprobada ante el siguiente jurado:

Mg.Sc. Gilberto Rodríguez Soto
PRESIDENTE

Mg.Sc. Clorinda Vergara Cobián
ASESOR

Mg.Sc. Guillermo Sánchez Velásquez
MIEMBRO

Mg.Sc. Julián Chura Chuquiya
MIEMBRO

La sabiduría de Archie La Cucaracha

“Como representante del mundo de los insectos,
a menudo me he preguntado
en qué se basa el hombre en sus pretensiones de superioridad,
todo lo que sabe ha tenido que aprender,
mientras que nosotros los insectos
nacemos sabiendo todo lo que necesitamos saber”.

Las vidas y tiempos de Archie y Mehitabel, por Don Marquis (1940)

AGRADECIMIENTOS

A mi asesora. Mg. Sc. Clorinda Vergara, por su gran contribución en el desarrollo de mi tesis, y por sus notables enseñanzas en mi formación profesional y personal.

A mi jurado de tesis, Mg. Sc. Guillermo Sánchez, Mg. Sc. Julián Chura y Mg. Sc. Gilberto Rodríguez, por sus importantes recomendaciones para mejorar este trabajo.

A mis padres Victor y Luz, y a mis hermanos Alfonso y Karina, gracias por todo, y que, a pesar de las adversidades, seguimos luchando día a día.

ÍNDICE GENERAL

I.	INTRODUCCIÓN	1
II.	REVISIÓN DE LITERATURA	5
2.1.	ESTUDIOS DE FLUCTUACIÓN POBLACIONAL DE LAS PLAGAS Y SUS ENEMIGOS NATURALES EN EL CULTIVO DEL ALGODONERO EN PERÚ.....	5
2.2.	ESTUDIOS DE ARTROPODOFAUNA EPÍGEA EN EL CULTIVO DEL ALGODONERO EN PERÚ.....	7
2.3.	PRINCIPALES PLAGAS Y SUS ENEMIGOS NATURALES EN EL CULTIVO DEL ALGODONERO EN PERÚ.....	7
2.3.1.	<i>Anthonomus vestitus</i> Bohm.....	9
2.3.2.	<i>Aphis gossypii</i> Glover, 1877.....	11
2.3.3.	<i>Chloridea virescens</i> (Fabricius).....	14
2.3.4.	<i>Dysdercus peruvianus</i> (Guerin-Meneville 1831).....	18
2.3.5.	<i>Pectinophora gossypiella</i> (Saunders 1844).....	20
III.	MATERIALES Y MÉTODOS	24
3.1.	ÁREA DE ESTUDIO.....	24
3.2.	FASE DE CAMPO.....	25
3.2.1.	EVALUACIÓN DIRECTA DE LA PLANTA.....	27
3.2.2.	CAÍDA POR SACUDIDA DE LA PLANTA.....	28
3.2.3.	TRAMPAS DE CAÍDA.....	28
3.2.4.	EVALUACIÓN DE <i>A. gossypii</i> Y SUS ENEMIGOS NATURALES...29	
3.2.5.	EVALUACIÓN DE <i>C. virescens</i> Y SUS ENEMIGOS NATURALES.29	
3.2.6.	EVALUACIÓN DE <i>A. vestitus</i> Y SUS ENEMIGOS NATURALES...30	
3.2.7.	EVALUACIÓN DE <i>D. peruvianus</i>	30
3.2.8.	EVALUACIÓN DE <i>P. gossypiella</i> Y SUS ENEMIGOS NATURALES.....	30
3.2.9.	EVALUACIÓN DE ENEMIGOS NATURALES.....	31
3.3.	FASE DE LABORATORIO.....	31
3.3.1.	PROCESAMIENTO DE LAS MUESTRAS COLECTADAS.....	31
3.3.2.	EVALUACIÓN DE PARASITOIDISMO.....	32
3.3.3.	IDENTIFICACIÓN DE PLAGAS Y ENEMIGOS NATURALES.....	32

3.3.3.1. IDENTIFICACIÓN DE INSECTOS.....	32
3.3.3.2. IDENTIFICACIÓN DE ARAÑAS.....	33
3.3.4. COLECCIÓN FINAL DE PLAGAS Y ENEMIGOS NATURALES....	34
3.3.5. ANÁLISIS ESTADÍSTICO.....	34
IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	39
4.1. PLAGAS.....	39
4.2. FLUCTUACIÓN POBLACIONAL DE LAS PLAGAS Y SUS ENEMIGOS NATURALES.....	39
4.2.1. <i>Aphis gossypii</i> (Hemiptera: Aphididae).....	39
4.2.2. <i>Chloridea virescens</i> (Lepidoptera: Noctuidae).....	46
4.2.3. <i>Anthonomus vestitus</i> (Coleoptera: Curculionidae).....	56
4.2.4. <i>Dysdercus peruvianus</i> (Hemiptera: Pyrrhocoridae).....	60
4.2.5. <i>Pectinophora gossypiella</i> (Lepidoptera: Gelechiidae).....	63
4.2.6. INSECTOS DEPREDADORES Y ARAÑAS.....	66
V. CONCLUSIONES.....	84
VI. RECOMENDACIONES.....	86
VII. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	87
VIII. ANEXOS.....	110

ÍNDICE DE CUADROS

	Pág.
Cuadro 1: Técnicas de muestreo empleadas en el cultivo de algodónero y el número de plantas y trampas de caída por sectores y total de ellas, de acuerdo con la técnica empleada en la campaña 2013 - 2014, en La Molina-Lima.	26
Cuadro 2: Fecha de las diferentes prácticas agronómicas del cultivo de algodónero durante la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima.	26
Cuadro 3: Número de órganos evaluados directamente en la planta y según la etapa fenológica del cultivo de algodónero, en sus diferentes tercios. Campaña 2013-2014, La Molina-Lima.	27
Cuadro 4: Órdenes, familias, especies y sus respectivas abundancias de insectos depredadores registrados en el cultivo del algodónero en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima.	71
Cuadro 5: Familias y especies de arañas, y sus respectivas abundancias registradas en el cultivo del algodónero en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima.	76

ÍNDICE DE FIGURAS

	Pág.
Figura 1: Área rectangular delimitada en la foto representa la zona de estudio y los números en círculos indican las áreas adyacentes.	24
Figura 2: Imagen de la planta a partir de la etapa de botón del cultivo de algodonero en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima (Modificada de Sarmiento y Sánchez, 2012).	28
Figura 3: Ubicación de las trampas de caída (representadas por puntos azules) en el campo de cultivo de algodonero. Campaña 2013-2014, en La Molina-Lima.	29
Figura 4: Fluctuación poblacional de <i>A. gossypii</i> (ninfas + adultos) mediante la técnica de evaluación directa de la planta en el cultivo del algodonero en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima.	40
Figura 5: Fluctuación poblacional de <i>A. gossypii</i> (ninfas + adultos), parasitoides de pulgones e insectos depredadores (Coccinellidae, Chrysopidae, Hemerobiidae y Syrphidae) mediante la técnica de evaluación directa de la planta en el cultivo del algodonero en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima.	42
Figura 6: Fluctuación poblacional de <i>A. gossypii</i> (ninfas + adultos), Coccinellidae y Chrysopidae mediante la técnica de evaluación directa de la planta en el cultivo del algodonero en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima.	44
Figura 7: Fluctuación poblacional de <i>A. gossypii</i> (ninfas + adultos) por órganos mediante la técnica de evaluación directa de la planta en el cultivo del algodonero en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima.	45
Figura 8: Fluctuación poblacional de larvas de <i>C. virescens</i> mediante la técnica de evaluación directa de la planta en el cultivo del algodonero en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima.	47
Figura 9: Fluctuación poblacional de larvas de <i>C. virescens</i> mediante la técnica de caída por sacudida de la planta en el cultivo del algodonero en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima.	48

- Figura 10: Fluctuación poblacional de larvas de *C. virescens* y sus insectos depredadores (Anthocoridae, Berytidae, Chrysopidae, Geocoridae, Hemerobiidae, Miridae y Nabidae) mediante la técnica de evaluación directa de la planta en el cultivo del algodón en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima. 50
- Figura 11: Fluctuación poblacional de larvas de *C. virescens* y sus insectos depredadores (Anthocoridae, Berytidae, Chrysopidae, Geocoridae, Hemerobiidae, Miridae y Nabidae) mediante la técnica de caída por sacudida de la planta en el cultivo del algodón en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima. 51
- Figura 12: Fluctuación poblacional de larvas de *C. virescens*, Chrysopidae y Miridae mediante la técnica de evaluación directa de la planta en el cultivo del algodón en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima. 52
- Figura 13: Fluctuación poblacional de larvas de *C. virescens*, Miridae y Berytidae mediante la técnica de caída por sacudida de la planta en el cultivo del algodón en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima. 53
- Figura 14: Fluctuación poblacional de larvas de *C. virescens* en botones y bellotas del tercio medio e inferior mediante la técnica de evaluación directa de la planta en el cultivo del algodón en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima. 54
- Figura 15: Fluctuación poblacional de larvas de *C. virescens* por órganos mediante la técnica de evaluación directa de la planta en el cultivo del algodón en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima. 55
- Figura 16: Fluctuación poblacional de larvas de *A. vestitus* en botones mediante la técnica de evaluación directa de la planta en el cultivo del algodón en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima. 56
- Figura 17: Fluctuación poblacional de adultos de *A. vestitus* en flores mediante la técnica de evaluación directa de la planta en el cultivo del algodón en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima. 57
- Figura 18: Fluctuación poblacional de adultos de *A. vestitus* mediante la técnica de caída por sacudida de la planta en el cultivo del 58

	algodonero en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima.	
Figura 19:	Fluctuación poblacional de larvas + adultos de <i>A. vestitus</i> mediante las técnicas de evaluación directa y caída por sacudida de la planta en el cultivo del algodonero en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima.	59
Figura 20:	Fluctuación poblacional de ninfas + adultos de <i>D. peruvianus</i> mediante la técnica de caída por sacudida de la planta en el cultivo del algodonero en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima.	61
Figura 21:	Fluctuación poblacional de nidos de <i>D. peruvianus</i> mediante la técnica de evaluación directa de la planta en el cultivo del algodonero en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima.	62
Figura 22:	Fluctuación poblacional de larvas de <i>P. gossypiella</i> en bellotas mediante la técnica de evaluación directa de la planta en el cultivo del algodonero en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima.	64
Figura 23:	Fluctuación poblacional de larvas de <i>P. gossypiella</i> en bellotas del tercio medio e inferior mediante la técnica de evaluación directa de la planta en el cultivo del algodonero en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima.	65
Figura 24:	Fluctuación poblacional de insectos depredadores y arañas (mediante las técnicas de evaluación directa, caída por sacudida de la planta y trampas de caída) en el cultivo del algodonero en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima.	67
Figura 25:	Porcentaje de arañas e insectos depredadores registrados en el cultivo del algodonero en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima.	80
Figura 26:	Porcentaje de insectos depredadores y arañas registrados mediante las técnicas de evaluación directa de la planta, caída por sacudida de la planta y trampas de caída en el cultivo del algodonero en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima.	81

ÍNDICE DE ANEXOS

	Pág.
Anexo 1: Cartilla de evaluación con las técnicas de evaluación directa de la planta y caída por sacudida de la planta en la etapa de desarrollo vegetativo en el cultivo de algodón en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima.	110
Anexo 2: Cartilla de evaluación con las técnicas de evaluación directa de la planta y caída por sacudida de la planta a partir de la etapa de botón en el cultivo de algodón en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima.	111
Anexo 3: Datos meteorológicos por fecha de evaluación en el cultivo del algodón en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima.	112
Anexo 4: Plagas y enemigos naturales a evaluar empleando las tres técnicas de muestreo y durante las diferentes etapas del cultivo de algodón en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima.	113
Anexo 5: Promedio por planta y por hoja del tercio medio e inferior de la planta de <i>A. gossypii</i> (ninfas + adultos), promedio por planta de sus parasitoides, de sus insectos depredadores y de las familias Coccinellidae y Chrysopidae mediante la técnica de evaluación directa de la planta por fecha de evaluación en el cultivo del algodón en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima.	114
Anexo 6: Parasitoides emergidos (familias, especies y abundancia) de las plagas evaluadas en el cultivo del algodón en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima.	115
Anexo 7: Prueba de normalidad de Shapiro - Wilk para las poblaciones evaluadas de ninfas + adultos de <i>A. gossypii</i> en la hoja del tercio medio y tercio inferior de la planta mediante la técnica de evaluación directa de la planta en el cultivo del algodón en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima.	115
Anexo 8: Prueba estadística U de Mann - Whitney para las poblaciones evaluadas de ninfas + adultos de <i>A. gossypii</i> en la hoja del tercio medio y tercio inferior de la planta mediante la técnica de	115

- evaluación directa de la planta en el cultivo del algodón en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima.
- Anexo 9: Promedio por planta, por botón y bellota del tercio medio e inferior de la planta y por botón y bellota de la planta de larvas de *C. virescens*, promedio por planta de sus insectos depredadores y de las familias Chrysopidae y Miridae mediante la técnica de evaluación directa de la planta por fecha de evaluación en el cultivo del algodón en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima. 116
- Anexo 10: Promedio por planta de larvas de *C. virescens*, promedio por planta de sus insectos depredadores y de las familias Miridae y Berytidae mediante la técnica de caída por sacudida de la planta por fecha de evaluación en el cultivo del algodón en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima. 117
- Anexo 11: Prueba de normalidad de Shapiro - Wilk para las poblaciones evaluadas de larvas de *C. virescens* mediante las técnicas de evaluación directa de la planta y de caída por sacudida de la planta en el cultivo del algodón en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima. 118
- Anexo 12: Prueba estadística U de Mann - Whitney para las poblaciones evaluadas de larvas de *C. virescens* mediante las técnicas de evaluación directa de la planta y de caída por sacudida de la planta en el cultivo del algodón en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima. 118
- Anexo 13: Prueba de normalidad de Shapiro - Wilk para las poblaciones evaluadas de larvas de *C. virescens* del botón y bellota en el tercio medio y tercio inferior de la planta mediante la técnica de evaluación directa de la planta en el cultivo del algodón en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima. 118
- Anexo 14: Prueba estadística U de Mann - Whitney para las poblaciones evaluadas de larvas de *C. virescens* del botón y bellota en el tercio medio y tercio inferior de la planta mediante la técnica de evaluación directa de la planta en el cultivo del algodón en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima. 118

Anexo 15:	Prueba de normalidad de Shapiro - Wilk para las poblaciones evaluadas de larvas de <i>C. virescens</i> en el botón y bellota de la planta mediante la técnica de evaluación directa de la planta en el cultivo del algodón en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima.	119
Anexo 16:	Prueba estadística U de Mann - Whitney para las poblaciones evaluadas de larvas de <i>C. virescens</i> en el botón y bellota de la planta mediante la técnica de evaluación directa de la planta en el cultivo del algodón en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima.	119
Anexo 17:	Promedio por planta y por botón y flor del tercio superior, medio e inferior de la planta de larvas + adultos de <i>A. vestitus</i> mediante la técnica de evaluación directa de la planta por fecha de evaluación en el cultivo del algodón en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima.	120
Anexo 18:	Promedio por planta de adultos de <i>A. vestitus</i> mediante la técnica de caída por sacudida de la planta por fecha de evaluación en el cultivo del algodón en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima.	121
Anexo 19:	Prueba de normalidad de Shapiro - Wilk para las poblaciones evaluadas de adultos de <i>A. vestitus</i> mediante las técnicas de evaluación directa de la planta y de caída por sacudida de la planta en el cultivo del algodón en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima.	122
Anexo 20:	Prueba estadística U de Mann - Whitney para las poblaciones evaluadas de adultos de <i>A. vestitus</i> mediante las técnicas de evaluación directa de la planta y de caída por sacudida de la planta en el cultivo del algodón en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima.	122
Anexo 21:	Promedio por planta de larvas (mediante la técnica de evaluación directa de la planta) + adultos (mediante las técnicas de evaluación directa y caída por sacudida de la planta) de <i>A. vestitus</i> por fecha de evaluación en el cultivo del algodón en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima.	123
Anexo 22:	Promedio por planta de nidos (primeros estadios ninfales) y ninfas + adultos de <i>D. peruvianus</i> mediante las técnicas de evaluación	124

directa de la planta y caída por sacudida de la planta respectivamente, por fecha de evaluación en el cultivo del algodón en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima.

- Anexo 23: Promedio por planta y por bellota del tercio medio e inferior de la planta de larvas de *P. gossypiella* mediante la técnica de evaluación directa de la planta por fecha de evaluación en el cultivo del algodón en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima. 125
- Anexo 24: Prueba de normalidad de Shapiro - Wilk para las poblaciones evaluadas de larvas de *P. gossypiella* en la bellota del tercio medio y tercio inferior de la planta mediante la técnica de evaluación directa de la planta en el cultivo del algodón en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima. 126
- Anexo 25: Prueba estadística U de Mann - Whitney para las poblaciones evaluadas de larvas de *P. gossypiella* en el tercio medio y tercio inferior de la planta mediante la técnica de evaluación directa de la planta en el cultivo del algodón en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima. 126
- Anexo 26: Promedio por planta y trampa de los insectos depredadores y arañas mediante las tres técnicas empleadas (evaluación directa, caída por sacudida de la planta y trampas de caída) por fecha de evaluación en el cultivo del algodón en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima. 127
- Anexo 27: Prueba de normalidad de Shapiro - Wilk para las poblaciones evaluadas de insectos depredadores y arañas (mediante las técnicas de evaluación directa, caída por sacudida de la planta y trampas de caída) en el cultivo del algodón en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima. 128
- Anexo 28: Prueba estadística T - Student [con la transformación $(Y+1)^{1/2}$, varianzas heterogéneas] para las poblaciones evaluadas de insectos depredadores y arañas (mediante las técnicas de evaluación directa, caída por sacudida de la planta y trampas de caída) en el cultivo del algodón en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima. 128

Anexo 29:	Abundancia y porcentaje de órdenes de insectos depredadores registrados en el cultivo del algodón en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima.	128
Anexo 30:	Abundancia y porcentaje de familias de insectos depredadores registrados en el cultivo del algodón en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima.	128
Anexo 31:	Abundancia y porcentaje de especies de insectos depredadores registrados en el cultivo del algodón en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima.	129
Anexo 32:	Distribución temporal de la abundancia de insectos depredadores registrados mediante las técnicas tres técnicas empleadas (evaluación directa de la planta, caída por sacudida de la planta y trampas de caída) en el cultivo del algodón en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima.	130
Anexo 33:	Abundancia y porcentaje de familias de arañas registradas en el cultivo del algodón en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima.	131
Anexo 34:	Abundancia y porcentaje de especies de arañas registradas en el cultivo del algodón en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima.	132
Anexo 35:	Distribución temporal de la abundancia de arañas registradas mediante las técnicas tres técnicas empleadas (evaluación directa de la planta, caída por sacudida de la planta y trampas de caída) en el cultivo del algodón en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima.	133
Anexo 36:	Abundancia y porcentaje de arañas e insectos depredadores registrados en el cultivo del algodón en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima.	134
Anexo 37:	Abundancia y porcentaje de insectos depredadores y arañas registrados mediante las técnicas de evaluación directa de la planta, caída por sacudida de la planta y trampas de caída en el cultivo del algodón en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima.	134

Anexo 38: Parasitoides de artrópodos depredadores e hiperparasitoides 134
emergidos (familias, especies y abundancia) en el cultivo del
algodonero en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima.

RESUMEN

El objetivo del presente trabajo de investigación fue determinar la fluctuación poblacional de las principales plagas y sus enemigos naturales en el algodón Tangüis en La Molina. Se evaluó una extensión de 1.5 ha del cultivo de algodón de la variedad Tangüis (cultivar UNA N°1) ubicado en la Universidad Nacional Agraria La Molina, desde la emergencia de las plántulas hasta la cosecha, cada siete días, durante la campaña de noviembre 2013 – julio 2014. Se dividió el campo en cinco sectores de 3000 m² cada uno y se realizaron tres técnicas de muestreo: evaluación directa de la planta, caída por sacudida de la planta y trampas de caída (20 plantas, cuatro plantas y dos trampas por sector respectivamente). Se evaluaron cinco plagas: *Aphis gossypii* y *Pectinophora gossypiella* (evaluación directa), *Anthonomus vestitus*, *Chloridea virescens* y *Dysdercus peruvianus* (evaluación directa y caída por sacudida); y también los enemigos naturales al mismo tiempo que las plagas (con las tres técnicas). Los ejemplares colectados fueron llevados al laboratorio para su procesamiento e identificación, y luego, pasaron a formar parte de la colección del Museo de Entomología Klaus Raven Büller. *A. gossypii* se presentó en todo el periodo del cultivo, con una densidad máxima en diciembre (34.64 individuos) y abril (31.44 individuos), sin embargo, no fue un problema debido a la acción de sus enemigos naturales. *C. virescens* y *A. vestitus* se detectaron en poblaciones muy bajas a escasas, donde para el primero se registró un máximo de 0.05 larvas en marzo y abril, gracias a la acción de sus depredadores, y para el segundo un máximo de 0.13 y 0.3 individuos, de larvas en mayo y adultos en junio respectivamente, estando su población sujeta al manejo agronómico del cultivo. *D. peruvianus* y *P. gossypiella* se presentaron en la fructificación, agravándose sus presencias como consecuencia de la cosecha tardía, donde el primero registró una densidad máxima de ninfas y adultos en abril con 7.45 individuos y la aparición de nidos en mayo y junio con 5.66 y 6.46 individuos respectivamente, y el segundo una densidad máxima de 8.6 larvas en junio. Los insectos depredadores y arañas se encontraron durante todo el periodo del cultivo, de los cuales, se reconoció una densidad máxima para el primero de 3.79 individuos (diciembre), y para el segundo 8.89 individuos (enero) y 10.58 individuos (abril).

Palabras claves: *Aphis gossypii*, fluctuación poblacional, enemigos naturales, algodón.

ABSTRACT

The aim of the present research was to determine the population fluctuation of the main pests and their natural enemies in Tangüis cotton in La Molina. A cotton crop of Tangüis variety was evaluated (cultivar UNA N°1) with an extensión of 1.5 ha at Universidad Nacional Agraria La Molina, from seedlings' emergence until harvest, every seven days, during the period of november 2013 - july 2014. The field was divided in five sectors of 3000 m² each one and three sampling techniques were used: direct plant evaluation, drop by plant shaking and pitfall traps (20 plants, four plants and two traps per sector respectively). Five pests were evaluated: *Aphis gossypii* and *Pectinophora gossypiella* (direct plant evaluation), *Anthonomus vestitus*, *Chloridea virescens* and *Dysdercus peruvianus* (direct plant evaluation and drop by plant shaking); also natural enemies at the same time as pests (three sampling techniques). Specimens collected were taken to laboratory for processing and identification, and then, these became part of the collection at Klaus Raven Büller Entomology Museum. *A. gossypii* was presented during all crop period, with a maximum density in december (34.64 individuals) and april (31.44 individuals), however it was not a problem due to the action of their natural enemies. *C. virescens* and *A. vestitus* were detected in very low to scarce populations, where the first was registered with a maximum of 0.05 larvae in march and april, due to the action of their predators, and the second a maximum of 0.13 and 0.3 individuals, of larvae in may and adults in june respectively, due to the agronomic management of the crop. *D. peruvianus* and *P. gossypiella* were presented in the fructification, where their presences got worse as a consequence of the late harvest, the first was registered with a maximum density of nymphs and adults in april with 7.45 individuals and the emergence of nests in may and june with 5.66 and 6.46 individuals respectively, and the second a maximum density of 8.6 larvae in june. Predatory insects and spiders were found during all crop period, of which, a maximum density was recognized for the first of 3.79 individuals (December) and for the second 8.89 individuals (january) and 10.58 individuals (april).

Keywords: *Aphis gossypii*, population fluctuation, natural enemies, cotton.

I. INTRODUCCIÓN

El algodón es el cultivo industrial más importante del mundo. Proporciona aproximadamente el 80% de las fibras naturales y el 40 o 50% de textiles en el mundo, a pesar de la competencia con las fibras sintéticas (Thompson 1994; Angulo 2004), además, ocupa el quinto lugar a nivel mundial como fuente de satisfacción de las necesidades (Basurto 1993). Su principal producto es la fibra para la producción de prendas de vestir, siendo el algodón uno de los cultivos más importantes en el mundo (Food and Agriculture Organization - FAO 2019), sin embargo, también proporciona la semilla para la industria aceitera y la alimentación del ganado. La planta pertenece al género *Gossypium*, y las especies más importantes cultivadas para fibra son *G. hirsutum* y *G. barbadense*, con una producción mundial del 90% y 5% respectivamente (FAO 2009).

Perú es uno de los centros de origen de algodón más importantes en el mundo. *Gossypium barbadense* se originó en Sudamérica, en la zona noroeste del continente, abarcando la parte actual del norte de Perú y sur de Ecuador. El algodón fue domesticado y cultivado por los antiguos peruanos en la costa norte y central del Perú entre 5,000 y 2,500 años a. C. (McGregor 1976).

En el Perú, el algodón se cultiva principalmente a lo largo de la costa; la especie más importante es *G. barbadense* con las variedades Tangüis, Pima, IPA 59, Áspero y País (algodón nativo); en menor proporción la especie *G. hirsutum* con las variedades Del Cerro y Upland, por último, el híbrido Hazera (Del Águila 2008; La Revista Agraria 2009; Ministerio de Agricultura y Riego - MINAGRI 2019). Las variedades más importantes son Tangüis y Pima, representando aproximadamente el 90% de la producción nacional, siendo la primera más importante por su mayor utilización en la industria textil, manejo industrial más sencillo y extensión de sembrío (Angulo 2004).

El principal insumo de la industria textil en nuestro país es la fibra de algodón, y en menor proporción las fibras sintéticas. El cultivo del algodón genera demanda en muchos sectores: agrícola, textil (Perú es uno de los pocos países a nivel mundial que tiene gran parte de su industria textil totalmente integrada, desde el desmote hasta la confección), química, alimenticia, plásticos, etc. (Angulo 2004). La cadena productiva del algodón posee la capacidad de generar empleo a lo largo de su proceso productivo, desde el campo hasta los mercados internacionales (Salazar 2012).

Décadas atrás, el algodón fue un importante motor del agro peruano, se producía mayores cantidades de las que hoy se genera y era el principal cultivo de exportación (Agro Enfoque 1998). A nivel mundial, las principales marcas de ropa preferían el algodón peruano por su excepcional calidad y altos rendimientos (Ortiz 2009). Luego del auge, comenzó su disminución en forma muy marcada. En 1960 el área sembrada alcanzaba 220 mil hectáreas (La Revista Agraria 2009), y en el 2009 llegó a menos de 30 mil hectáreas (Ortiz 2009). En 1950 aportaba el 63% de las exportaciones agropecuarias y ocupaba el primer puesto, mientras que en el 2000 aportó el 1% y ocupó el 14^{avo} puesto. La pérdida de importancia del cultivo de algodón en la economía peruana tuvo diversas causas, siendo la principal el rezago del avance tecnológico que experimentó en las últimas décadas debido a la reforma agraria impuesta por Juan Velasco Alvarado en 1969 (Brenes *et al.* 2001). Para impulsar su producción nacional y favorecer su exportación, el 28 de julio del 2004 COPROBA (Comisión Nacional de Productos Bandera) nombró al algodón como un Producto bandera del Perú, y en mayo del 2012, mediante decreto supremo N° 009-2012-MINCETUR, el Poder Ejecutivo declaró de interés nacional la cadena productiva del algodón (Salazar 2012).

A nivel mundial el algodón es uno de los cultivos más infestados por plagas (Beingolea, 1959), por lo que se aplican más plaguicidas (Centro de Comercio Internacional - CCI 2007). Los principales plaguicidas utilizados para el algodón son relativamente baratos y de amplio espectro, pero muy perjudiciales para los insectos benéficos, además, su poder residual es un problema importante para el ambiente (CCI 2007). No obstante, en el Perú se da un caso único en el mundo, ya que por la naturaleza de sus valles que son como un oasis en medio del desierto (relacionado al control biológico exitoso en áreas insulares, por la menor superficie y mayor uniformidad de las condiciones ecológicas y ambientales), la

mayoría de las plagas del algodón son controladas eficientemente por sus enemigos naturales (Beingolea 1959). Sería difícil mantener la producción de algodón sin el impacto regulador de las especies benéficas (Herrera 1987).

Sin embargo, es bien conocida la catástrofe ecológica y económica ocurrida en los cultivos de algodón en el valle de Cañete (alcanzando su máximo declive en la campaña de 1955 - 56), debido al auge de los insecticidas orgánicos de síntesis (principalmente DDT, BHC y Toxafeno), donde su uso indiscriminado sumado a errores en el manejo agronómico del cultivo, hicieron que se desarrolle resistencia de diversas plagas a estos insecticidas, destrucción de sus enemigos naturales, y la resurgencia más rápida de las plagas de importancia y la aparición de nuevas plagas que antes no eran relevantes. Por lo tanto, aumentaron las dosis de aplicación de insecticidas y disminuyeron los intervalos entre aplicaciones, llegándose a un máximo de 42 aplicaciones por campaña, agravando el problema con una cosecha tan baja (332,1 kg de fibra por hectárea), resultando su manejo (Herrera 2010).

Este gran problema se solucionó con el desarrollo de un manejo integrado de plagas del algodón en Perú (a partir de 1956), reconociéndose como el primer caso de manejo integrado de plagas a nivel mundial; en el cual se corroboró la importancia del control biológico en este cultivo, y que junto a otras estrategias competentes de su manejo agronómico, pudo restaurarse su equilibrio natural destruido y la rápida recuperación del algodón, estipulándose una reglamentación del cultivo a nivel nacional teniendo en cuenta las condiciones especiales para cada valle. Sin embargo, este progreso fue interrumpido por la implementación de la reforma agraria (Herrera 2010).

Contrastando la trascendencia que tuvo este cultivo en Perú, existen muy pocos estudios realizados sobre la fluctuación poblacional de sus plagas y sus enemigos naturales. Por consiguiente, teniendo en cuenta la importancia del algodón a nivel histórico, económico, ejemplo del valor del control biológico y pionero del manejo integrado de plagas a nivel mundial, es relevante y de interés conocer la relación de sus plagas y sus enemigos naturales.

Objetivo general

- Determinar la fluctuación poblacional de las principales plagas y las de sus enemigos naturales en el algodón Tangüis en La Molina.

Objetivos específicos

- Determinar la fluctuación poblacional de las principales plagas del algodón y sus enemigos naturales bajo tres modalidades de muestreo.
- Determinar la prevalencia de los principales depredadores y parasitoides en el cultivo del algodón.

II. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1. ESTUDIOS DE FLUCTUACIÓN POBLACIONAL DE LAS PLAGAS Y SUS ENEMIGOS NATURALES EN EL CULTIVO DEL ALGODONERO EN PERÚ

En Perú existen pocos estudios realizados sobre la fluctuación poblacional de plagas y de sus enemigos naturales en el cultivo del algodón. González (1962) evaluó *Anomis texana*, *Aphis gossypii*, *Heliothis virescens*, *Epinotia* sp., *Mescinia peruella*, *Pococera* sp., “gusanos de tierra” (Lepidoptera: Noctuidae) y sus enemigos naturales en cultivos de algodón de la variedad Tangüis durante las campañas 1959-60 y 1960-61 en el valle de Tambo (Arequipa); donde *Epinotia* sp. fue la principal plaga, observándose su mayor población en octubre, noviembre e inicios de diciembre.

H. virescens alcanzó su máxima gradación desde la segunda mitad de febrero hasta finales de marzo; y *Pococera* sp. registró un mayor crecimiento poblacional en diciembre, enero, finales de marzo y abril; mientras que *A. texana*, *A. gossypii* y “gusanos de tierra” se presentaron al inicio del cultivo. Con relación a sus enemigos naturales, diversas familias de insectos y arañas se encontraron en cantidades considerables, actuando principalmente al comienzo de la campaña; desapareciendo luego *Anomis*, *Aphis*, “gusanos de tierra” y los enemigos naturales por la aplicación de los insecticidas orgánicos (González 1962).

Ingunza y González (1964) evaluaron a *A. texana*, *A. gossypii*, *H. virescens*, *Crociosema plebeiana*, *Pococera atramentalis*, *Prodenia* sp., “gusanos de tierra” y sus enemigos naturales en cultivos de algodón de la variedad Tangüis durante la campaña 1961-62 en el valle de Tambo (Arequipa). La principal plaga fue *C. plebeiana*, aumentando sus poblaciones en julio, agosto, octubre y noviembre. *H. virescens* se registró en poblaciones bajas, ocasionando los mayores daños en enero y febrero. La mayor gradación de *A. gossypii* se presentó en agosto, setiembre, febrero y marzo, y la de *Prodenia* sp. en

noviembre; mientras que *A. texana* y “gusanos de tierra” no representaron problemas por sus poblaciones muy bajas.

Korytkowski *et al.* (1966) analizaron la fluctuación poblacional de *H. virescens* mediante su correlación con los factos abióticos (temperatura, humedad relativa y nubosidad) y bióticos (enemigos naturales: chinches depredadores) en cultivos de algodónero (*Gossypium hirsutum*) de la variedad Del Cerro durante las campañas 1964-65 y 1965-66 en los valles de Chancay y La Leche (Lambayeque); de los cuales, la temperatura y los enemigos naturales fueron decisivamente influyentes sobre las poblaciones de la plaga.

Sánchez y Vergara (1995) evaluaron a *A. texana*, *Anthonomus vestitus*, *H. virescens*, *Pectinophora gossypiella* y sus respectivos enemigos naturales en cultivos de algodónero de la variedad Tangüis durante la campaña 1989-90 en el valle de Cañete (Lima); donde solo *Anomis texana* se registró como la plaga más importante, registrándose 63 larvas por mata a finales de marzo, y las demás especies en poblaciones muy bajas. Respecto a sus enemigos naturales, los depredadores predominantes desde un inicio fueron *Rhinacloa*, *Aknisus*, *Chrysoperla externa* y arañas, registrándose hasta 12.4 depredadores por mata a mediados de enero; y en cuanto a los parasitoides fue bajo o nulo.

Del Águila (2008) estudió la dinámica poblacional de *Dysdercus* spp. en cultivos de algodónero (*G. hirsutum*) de la variedad Upland BJA-594 durante el año 2006 en Tingo María. La mayor densidad poblacional se presentó en setiembre, octubre y la primera mitad de noviembre, y se registraron siete especies, siendo las más abundantes *Dysdercus honestus* y *Dysdercus* sp.

Es importante precisar que el estatus taxonómico de *H. virescens* es reconocido actualmente como *Chloridea virescens* (Pogue 2013).

2.2. ESTUDIOS DE ARTROPODOFAUNA EPÍGEA EN EL CULTIVO DEL ALGODONERO EN PERÚ

Aguilar (1979b) realizó un estudio de artrópodos epigeos en la variedad Tangüis en Cañete (Lima), encontrando en mayor proporción colémbolos, microhimenópteros, simúlidos, carábidos del género *Anisotarsus*, grillos, arañas, chanchitos de la humedad, stafilínidos, varias familias de coleópteros pequeños y varias especies de Dolichopodidae; además observó una mayor abundancia en verano y que fue decreciendo al final de la temporada. Rondón (1999) también efectuó una investigación sobre artrópodos del suelo en cultivos de camote y algodónero (variedad Tangüis) en el valle de Cañete (Lima). La autora halló que para el algodónero la clase Insecta fue predominante, seguida por la clase Crustácea; y los artrópodos depredadores más abundantes fueron *Labidura riparia*, *Pterostichus* sp. y *Bathyphantes* sp.

2.3. PRINCIPALES PLAGAS Y SUS ENEMIGOS NATURALES EN EL CULTIVO DEL ALGODONERO EN PERÚ

El algodónero es uno de los cultivos con mayor cantidad de plagas, sufriendo infestaciones desde el estado de plántula hasta la cosecha (Wille 1952; Beingolea 1959; Herrera 1961; Basurto 1993). Wille (1952) y Herrera (1961) mencionaron 60 especies de insectos aproximadamente, donde Herrera (1961) recalcó solo 10 especies de importancia económica. Alata (1973), citado por Sánchez y Sarmiento (2002), listó 132 especies de insectos y ácaros (32 plagas principales). Beingolea (1973) consideró más de 50 especies de insectos, y Herrera y Alvarez (1977) señalaron 24 especies de insectos para Tumbes y Piura (12 de importancia económica). Aguilar y Lamas (1980) reconocieron 132 especies de artrópodos fitófagos (24 plagas principales).

Duthurburu en la década del 40, citado por Kletter (Agroenfoque 1998), citó cinco plagas principales: *A. texana*, *A. vestitus*, *A. gossypii*, *H. virescens* y *Dysdercus peruvianus*. Herrera (1961) destacó las plagas de importancia económica de acuerdo con el siguiente orden: *D. peruvianus*, *A. vestitus*, *Mescinia peruella*, *H. virescens*, *A. texana*, *Alabama argillacea*, *A. gossypii*, *Bucculatrix thurberiella*, *Bucculatrix gossypiella*, *Empoasca kraemeri*, *Eutinobothrus gossypii* y “gusanos de tierra”.

Aguilar y Lamas (1980) detallaron como plagas principales (dividiéndolas en tres grupos de acuerdo con su control biológico) a *A. texana*, *Argyrotaenia spheropa*, *B. thurberiella*, *H. virescens*, *Gossypina glauca*, *Phenacoccus gossypii*, *Platynota* sp., *Pseudococcus neomaritimus* (con enemigos bióticos eficientes), *A. gossypii*, *M. peruella*, *P. atramentalis* (con enemigos bióticos parcialmente eficientes), *A. vestitus*, *D. peruvianus* y *E. gossypii* (con enemigos bióticos ineficientes).

Kettler (Agroenfoque 1998) mencionó cinco plagas de importancia económica: *A. texana*, *A. vestitus*, *A. gossypii*, *H. virescens* y *P. gossypiella*. Sánchez y Sarmiento (2002) resaltaron ocho plagas principales (por su frecuencia y el área afectada): *A. argillacea*, *A. texana*, *A. vestitus*, *A. gossypii*, *B. thurberiella*, *D. peruvianus*, *P. gossypiella* y *Tallula atramentalis*. Sánchez (2013) consideró tres plagas de mayor significación económica: *A. vestitus*, *D. peruvianus* y *P. gossypiella*; y mencionó que en algunos valles y en algunos años también puede ser *A. gossypii*.

Además de ser infestado por plagas insectiles, el algodónero también es afectado por ácaros fitófagos, que bajo condiciones especiales pueden causar fuertes daños. En el Perú se han registrado 2 familias de ‘arañita roja’ (Tetranychidae y Eriophyidae) (Herrera 1961; Sánchez y Sarmiento 2002).

En nuestro país, la mayoría de las plagas del algodónero en casi todos los valles de la costa son controladas eficientemente por sus enemigos naturales; con una variedad sorprendente y compleja de depredadores, parasitoides y patógenos que son importantes causas de la mortalidad de las plagas (Beingolea 1959); aunque ello no signifique que todas las especies puedan ser efectivamente controladas por sus enemigos naturales (Sánchez y Sarmiento 2002).

A continuación, se detalla sobre las plagas de mayor importancia y sus enemigos naturales en el cultivo del algodónero en Perú:

2.3.1. *Anthonomus vestitus* Bohm

Conocida como “picudo peruano” es considerada como la plaga principal en el cultivo de algodón peruano, por los daños que causa a este cultivo en todas las campañas y su amplia distribución en todas las áreas algodonerías (con mayor incidencia en los valles del sur chico: Pisco, Ica y Nazca; y en la costa norte: Piura, Sullana, etc.) (Wille 1952; Reyes y Herrera 1975; Herrera *et al.* 1988; Saavedra 1989; Sánchez y Sarmiento 2002). Es superado en importancia sólo por el “arrebatiado” cuando éste tiene años de migraciones excepcionales (Beingolea 1973). Sin embargo, Sánchez y Vergara (1995) registraron esta especie como de menor importancia en el valle de Cañete (Lima), sugiriendo que no deben realizarse aplicaciones indiscriminadas de insecticidas, ya que se torna resistente a éstos, causando un desequilibrio en el agroecosistema y convirtiéndolo en una plaga de categoría principal.

Es una especie oligófaga (incluyendo algodoneiros silvestres), sin embargo, en presencia del algodón se alimenta y reproduce casi exclusivamente de él (Sánchez y Sarmiento 2002). En Piura, durante el periodo de campo limpio, el algarrobo (*Prosopis* sp.) representa su hospedero silvestre más importante (Herrera *et al.* 1978, Kiaman 1975, citados por Saavedra 1989).

Los adultos pueden alimentarse de los brotes, hojas tiernas, botones florales y flores; sin embargo, prefieren los botones florales cuando éstos comienzan a formarse en el cultivo, realizando picaduras de alimentación (hembra y macho) u oviposición (hembra). Generalmente un solo huevo es puesto en cada botón floral (aunque se han registrado hasta ocho huevos y larvas por botón). La larva se alimenta al interior de este (de los estambres y ovarios), el cual, debido a su irritación por la alimentación de la larva y la picadura de oviposición, se produce una hinchazón característica (proliferación del tejido) en la zona de la postura, y muy pronto los botones se ponen amarillentos y generalmente caen al suelo (como mecanismo de defensa de la planta). Todo el desarrollo se produce dentro del botón floral, por lo que solo el estado adulto emerge fuera del mismo (Wille 1952; Basurto 1993; Sánchez y Sarmiento 2002).

En la costa central, Wille (1952) citó que en octubre y noviembre esta plaga aparecía iniciando el cultivo, sin embargo, por falta de botones se alimentaban de brotes y hojas, en diciembre ya se alimentaban y realizaban posturas en los botones, y recién en los últimos días de diciembre y parte de enero se daba el máximo desarrollo de esta especie por el mayor número de botones y hembras. Por lo que la disponibilidad de botones del algodónero es considerada un factor fundamental para el desarrollo del picudo, por su mayor capacidad reproductiva, longevidad, resistencia a la inanición y acción de insecticidas (Sánchez y Sarmiento 2002).

Es de interés mencionar, que no solo *A. vestitus* produce la caída de los botones florales, sino también es provocado por el “shedding”, que es la caída fisiológica de los órganos de fructificación en el cultivo de algodónero, relacionado a su ambiente, autorregulándose mediante la caída de los botones (Sánchez 2013).

Una característica importante para el desarrollo poblacional de esta especie es el clima, donde una humedad relativa alta, mucha neblina y calor moderado son favorables para el mejor desarrollo de *A. vestitus*, mientras que una insolación fuerte y sequía serían negativos para la plaga (matando a los adultos, a las larvas en terminales y a los estados inmaduros dentro de los botones caídos) (Wille 1952; Aguilar 1969; Sarmiento 1992; Sánchez y Sarmiento 2002; Vásquez 2004). Así para la costa central, Wille (1952) mencionó que en enero y marzo su población disminuía por el alta grado de insolación, y en abril y mayo volvía a aumentar por el clima y las continuas neblinas. Por último, otro punto trascendental sería un mal manejo agronómico del cultivo, como una excesiva fertilización, riego y densidad de plantas sembradas, que causaría un gran crecimiento vegetativo del algodónero y con ello una mayor población de *A. vestitus* (Vásquez 2004).

Esta especie no posee un buen complejo de enemigos naturales, puesto que no son muy eficientes, aportando mínimamente a su control, y registrándose hasta 36% de parasitoidismo hacia el final de la campaña (Herrera y Laberry 1978, citados por Vásquez 2004; Sánchez 2013). Se reconocen a *Heterolaccus townsendi* (Hymenoptera: Pteromalidae) y *Triaspis vestiticida* (Hymenoptera: Braconidae) en toda la costa, y *Microbracon vestiticida* (Hymenoptera: Braconidae) en la costa central. Además de ellos, algunos parasitoides con importancia local en ciertos años son: *Eurytoma piurae*,

Eurytoma tylodermais (Hymenoptera: Eurytomidae) y *Eupelmus cushmani* (Hymenoptera: Eupelmidae) en Jequetepeque, Piura y Chira respectivamente. Respecto a sus depredadores destacan las arañas *Clubiona* sp. (Clubionidae), *Cheiracanthium* sp. (Eutichuridae), *Aysha* sp. y *Anyphaena* sp. (Anyphaenidae); y el ácaro *Pyemotes ventricosus* (Pyemotidae) (Wille 1952; Aguilar y Lamas 1980; Aguilar 1988; Sánchez y Sarmiento 2002).

2.3.2. *Aphis gossypii* Glover 1877

Esta especie cosmopolita conocida como “pulgón de la melaza” es una de las plagas más importantes en cultivos de algodón a nivel mundial y también en Perú, por su frecuencia y daños producidos (Wells *et al.* 2001; Sánchez y Sarmiento 2002; Razmjou *et al.* 2006). Se distribuye en todos los valles algodoneiros del país incluyendo costa, sierra y selva. Es polífaga (más de 600 especies de plantas cultivadas y silvestres), y en Perú las plantas hospedadoras más importantes son el algodón, cucurbitáceas, cítricos y algunas plantas silvestres (Wille 1952; Sánchez y Sarmiento 2002; Brévault *et al.* 2011).

Es un picador-chupador de la savia del follaje (principalmente en el envés de las hojas), brotes terminales y órganos reproductores, y además excreta una mielecilla que propicia el desarrollo del hongo de la fumagina (perjudicando la respiración y fotosíntesis de la planta). Los daños que produce son el retraso y deformación de los órganos (siendo crítica su infestación en la etapa inicial del cultivo, deformando los brotes terminales), caída de botones florales y bellotas, pérdida de la calidad de la fibra (por el manchado de la mielecilla y la fumagina) y la capacidad de transmisión de más de 50 virus (Herrera 1961; Aldyhim y Khalil 1993; Wells *et al.* 2001; Sánchez y Sarmiento 2002; Blackman y Eastop 2000, citados por Razmjou *et al.* 2006; Ramalho *et al.* 2012).

En el país y en las regiones tropicales, *A. gossypii* se reproduce por partenogénesis (telitoquia), originando hembras vivíparas (produciendo ninfas), ápteras y aladas (Sánchez y Sarmiento 2002; Liu *et al.* 2005; Ramalho *et al.* 2012). En nuestro medio, también existe una variación en el color y tamaño del pulgón dependiendo de la temporada del clima, presentándose negro y grande durante el invierno y verde y pequeño durante el verano, por lo que los agricultores pensaban que el primero era más peligroso por su mayor tamaño (Sánchez 2013).

Fernandes *et al.* (2001) (citados por Fernandes *et al.*(2012) en Brasil y Wille (1952) en la costa central de Perú mencionaron que esta especie puede aparecer poco después que la planta de algodón haya emergido, y González (1962), Ingunza y González (1964) (ambos en el valle de Tambo - Arequipa) y Velarde *et al.* (1968) (en el valle de Ica - Ica) hallaron al pulgón durante todo el periodo del cultivo. En cuanto al crecimiento poblacional de *A. gossypii*, Afshari *et al.* (2009) en Irán señalaron que podía alcanzar su máximo auge en diferentes etapas de desarrollo de la planta de algodón, y Beingolea (1997) en Lima (Perú) mencionó su relación con las distintas etapas fenológicas, siendo esta especie encontrada principalmente durante el brotamiento y floración, mientras que su decrecimiento final se debería a la disminución de la calidad alimenticia en la planta de cucarda (familia Malvaceae).

El estado nutricional o fisiológico de la planta del algodón es un factor muy importante que puede generar gran susceptibilidad hacia la infestación por *A. gossypii*, uno de ellos es el desbalance nutricional de la planta originado por el incremento del nivel de nitrógeno, generándose una mayor formación de aminoácidos y disminuyendo la síntesis de proteínas (proteólisis), esto es debido al exceso de la fertilización nitrogenada y el estrés hídrico (agoste o sequía) (Isely 1946, Beckham 1970, Rasmy y Hassib 1974, Banerjee y Raychaudhuri 1987, citados por Ebert y Cartwright 1997; Vásquez 2004).

Otra característica fisiológica favorable para el mayor desarrollo de *A. gossypii* es que la planta tenga una elevada concentración de azúcares en su tejido, ocasionando un pH alcalino, producido por la elevada cantidad de azúcar que poseen las plántulas (de las semillas recién germinadas), la aplicación de arseniato de calcio, por estrés hídrico (agoste o sequía) o cuando la temperatura disminuye en invierno (Kozlowoski 1965, citado por Velarde *et al.* 1968; Sánchez y Sarmiento 2002).

Las condiciones climáticas también son importantes para el desarrollo de *A. gossypii*, los factores ambientales óptimos son una alta humedad atmosférica (70-80%) y una temperatura moderada (20-25°C), que se presentan durante la primavera, siendo dadas estas condiciones con las fuertes neblinas y con una insolación baja. En verano, aunque la temperatura y humedad son menos favorables, los algodones están muy tupidos o demasiado densos, formando un microclima de alta humedad en el interior de la planta,

dando lugar a altas gradaciones de la plaga en su tercio inferior y llegando hasta el tercio medio (siendo la densidad de las plantas un factor agronómico importante). En contraste, una fuerte insolación y bastante aireación por vientos fuertes son negativos para el pulgón (Wille 1952; Sarmiento 1992, citado por Vásquez 2004; Sánchez y Sarmiento 2002).

Según Wille (1952), en otoño e invierno el pulgón no se propagaba mucho en el algodón principalmente por la falta de alimento apropiado de hojas y brotes nuevos; sin embargo, Vásquez (2004) encontró la mayor población en invierno (agosto-septiembre) en el valle de Santa (Áncash), y Velarde *et al.* (1968) registraron al pulgón durante todo el año en el valle de Ica (Ica), por lo que mencionaron que el clima no debe tomarse como un factor básico que explique sus altas gradaciones en el algodón. A pesar de ello, Takaloozadeh (2010) concluyó que el desarrollo, supervivencia y reproducción de *A. gossypii* están fuertemente influenciados por la temperatura.

A. gossypii posee un excelente complejo de enemigos naturales (Wille 1952; Sánchez y Sarmiento 2002), aunque Aguilar y Lamas (1980) lo denominó parcialmente eficiente. Como insectos depredadores se han citado a: *Coleomegilla maculata*, *Curinus* sp., *Cycloneda sanguinea*, *Eriopis connexa*, *Hippodamia convergens*, *Psyllobora luctuosa*, *Scymnus ocellatus*, *Scymnus* sp. (Coleoptera: Coccinellidae), *Allograpta exotica*, *Allograpta piurana*, *Pseudodorus clavatus*, *Syrphus shorae* (Diptera: Syrphidae), *Chrysoperla* sp. (Neuroptera: Chrysopidae) y *Symphorobius* sp. (Neuroptera: Hemerobiidae) (Wille 1952; Beingolea 1959; Herrera 1961; García *et al.* 1975; Aguilar y Lamas 1980; Sánchez y Sarmiento 2002).

Con relación a las arañas, solamente se han citado a *Theridula gonygaster*, *Theridula nigerrima* y *Theridion* spp. (Theridiidae) (Aguilar y Lamas 1980; Aguilar 1988). Por último, como parasitoides son conocidos a *Aphidius colemani*, *Aphidius matricariae*, *Lysiphlebus testaceipes* (Hymenoptera: Braconidae) y *Aphidencyrthus aphidivorus* (Hymenoptera: Encyrtidae) (Wille 1952; Beingolea 1959; Herrera 1961; Aguilar y Lamas 1980; Redolfi y Ortiz 1980; Sánchez y Sarmiento 2002).

A. gossypii ha desarrollado resistencia a todos los grupos principales de insecticidas (Bayat-Assadi y Porghaz 1999, citados por Afshari *et al.* 2009; Herron *et al.* 2001), incluido a los organofosforados (Kerns y Gaylor 1992, Hollingsworth *et al.* 1994, citados por Herron *et al.* 2001).

El muestreo de áfidos presenta problemas particulares por varias razones, siendo una de ellas su distribución altamente agregada y frecuentemente inestable o aleatoria; habiéndose descrito este tipo de dispersión específicamente para *A. gossypii* en el cultivo de algodónero (Robert *et al.* 1988, citados por Kapatos *et al.* 1996; Denechere 1981, Zhang *et al.* 1998, Celini y Vaillant 2004, citados por Afshari *et al.* 2009).

2.3.3. *Chloridea virescens* (Fabricius)

Antes de 1940, la especie conocida como “perforador mayor o grande de la bellota” no producía grandes daños en el cultivo del algodónero, sin embargo, debido a la aparición de insecticidas orgánicos y a su excesiva aplicación, originó un desequilibrio biológico en los enemigos naturales de la plaga (que permitían mantenerla a niveles subeconómicos) y que unido a la rápida resistencia que genera esta especie, se convirtió en una plaga principal. Posteriormente, a partir de 1956, con la implementación del manejo integrado de plagas, fue considerada una plaga potencial de primer orden, siendo especialmente importante para la variedad “Del Cerro”, por su susceptibilidad hacia la plaga, la cual se siembra casi exclusivamente en Lambayeque (Wille 1952; Herrera 1961, 1963; Korytkowski *et al.* 1966; Sánchez y Vergara 1995; Sánchez y Sarmiento 2002).

Se distribuye en todos los valles algodóneros, desde Tumbes hasta Arequipa y en San Martín y Amazonas (Herrera 1961; Sánchez y Sarmiento 2002). Es una especie polífaga, con un amplio rango de hospederos, entre cultivados y silvestres (Korytkowski 1981, citado por Tomás y Peralta 1993; Sánchez y Sarmiento 2002).

Las larvas se alimentan de los brotes, hojas, botones, flores y bellotas; sin embargo, el daño principal y su preferencia se dan en los botones, haciendo perforaciones y alimentándose de su interior hasta destruirlos totalmente. Puede consumir una gran cantidad de estos, alcanzando hasta 16 órganos de fructificación, y poco o eventualmente

consumen bellotas (una o dos). Una vez que ha completado su desarrollo larval migra al suelo donde empupa bajo la superficie (Basurto 1993; Sánchez y Sarmiento 2002; Sánchez 2013). La infestación en los brotes terminales genera la interrupción temprana del crecimiento longitudinal de la planta y se forma un mayor número de ramas vegetativas, por lo que al final influye en la arquitectura de la planta (Sánchez y Sarmiento 2002).

Existen diversos factores ecológicos y agronómicos que se relacionan con la gradación de *C. virescens* (Wille 1952; Bagley 1958; Aguilar 1969; Korytkoski *et al.* 1966; Sánchez y Sarmiento 2002; Vásquez 2004). En relación con el clima, Korytkoski *et al.* (1966) citaron que la baja población de esta plaga en la costa central (Lima y zonas aledañas) sería debido, en parte, a las temperaturas máximas y mínimas bajas paralelas y una alta humedad relativa, a diferencia de los valles del norte, como la Leche, Chancay y Jequetepeque. Según Aguilar (1969), los daños de *C. virescens* fueron menores con mayor número de horas de sol, menor temperatura y humedad relativa en el valle de Mala (Lima). Otro factor negativo para la plaga sería una fuerte insolación y en consecuencia una alta sequía (Wille 1952; Sánchez y Sarmiento 2002). Wille (1952) consideró que las neblinas favorecen el desarrollo de *C. virescens*; sin embargo, Korytkowski *et al.* (1966) detallaron que este factor no tiene una influencia marcada o parece relacionarse indirectamente al actuar sobre otros factores.

La presencia de plantas suculentas constituye un componente muy importante de atracción de *C. virescens* hacia el cultivo de algodón, por el mayor crecimiento de la planta formando más órganos de reproducción, atrayendo así a las hembras adultas para colocar sus huevos y que un mayor número de individuos puedan completar su desarrollo. Este estado de succulencia de las plantas se originaría por su estado nutricional y por su microclima húmedo (Wille 1952; Bagley 1958; Sánchez y Sarmiento 2002; Vásquez 2004). El estado nutricional estaría relacionado directamente por la fertilización, siendo un exceso del nitrógeno favorable para el desarrollo de la plaga (Bagley 1958; Vásquez 2004). El microclima húmedo se daría debido a los riegos excesivos o por la cercanía del cultivo al mar, los riegos excesivos también implicarían una mayor humedad del suelo, lo cual a su vez es favorable para la emergencia de adultos, aunque una humedad excesiva tendría el efecto contrario (mortalidad de pupas) (Wille 1952; Bagley 1958; Sánchez y Sarmiento 2002).

Aunque la naturaleza del suelo no tiene mucha influencia, otro punto a considerar propicio para el desarrollo de *C. virescens* sería el tipo de suelo, ya que un suelo arenoso podría ser favorable para que la plaga pueda empupar y emerger a adulto con mayor facilidad (Wille 1952; Sánchez y Sarmiento 2002).

C. virescens es una de las plagas que posee el mejor complejo de enemigos naturales (más de 50 especies de artrópodos depredadores y parasitoides). Lo más destacable en él es la depredación, siendo uno de los componentes más importantes en la regulación de esta plaga, que en condiciones naturales la mantiene en niveles subeconómicos (Wille 1952; Herrera 1963, 1987; Korytkowski *et al.* 1966; Sánchez y Sarmiento 2002; Vásquez 2004). Los insectos depredadores más relevantes en su control son los chinches (Hemiptera: Heteroptera), consumiendo los huevos y larvas de los estadios I y II de la plaga (Wille 1952; Herrera 1963; Sánchez y Sarmiento 2002).

Aguilar (1969) mencionó que la alta población de Anthocoridae, Miridae y Nabidae (Hemiptera: Heteroptera) permitió mantener muy baja la población de *C. virescens* en febrero y marzo, pero su disminución permitió nuevamente el aumento de la plaga a finales de la temporada en el valle de Mala (Lima). Aunque, Sánchez y Sarmiento (2002) señalaron que en las primeras etapas del cultivo el control más importante lo ejerce los chinches depredadores y al final de esta toma su lugar el parasitoidismo.

Los insectos depredadores citados son los siguientes: *Orius insidiosus*, *Paratriphleps laeviusculus* (Hemiptera: Anthocoridae), *Metacanthus tenellus* (Hemiptera: Berytidae), *Geocoris punctipes*, *Geocoris borealis*, *Lygaeus* sp. (Hemiptera: Lygaeidae), *Rhinacloa aricana*, *Rhinacloa forticornis*, *Rhinacloa subpallidicornis*, *Hyalochloria denticornis* (Hemiptera: Miridae), *Nabis capsiformis* (Hemiptera: Nabidae), *Podisus* sp. (Hemiptera: Pentatomidae), *Zelus* sp., *Rasahus hamatus* (Hemiptera: Reduviidae), *Anisotarsus* spp., *Calosoma abbreviatum*, *Calosoma rufipenne*, *Blennidus peruvianus* (Coleoptera: Carabidae), *Cicindela peruviana* y *Tetracha chilensis* (Coleoptera: Cicindellidae), *Scymnus* sp. (Coleoptera: Coccinellidae), *Somatium oviformis* (Coleoptera: Staphylinidae), *Chrysopa* spp. (dos especies) y *Sympherobius* spp. (Neuroptera: Chrysopidae y Hemerobiidae respectivamente), *Labiduria riparia* (Dermaptera: Forficulidae), *Polistes peruvianus* y *Polistes weyrauchorum* (Hymenoptera: Vespidae) (Wille 1952; Beingolea

1959; Herrera 1961, 1965; Korytkowski *et al.* 1966; Aguilar y Lamas 1980; Sánchez y Sarmiento 2002).

En relación con las arañas, Wille (1952) señaló que al inicio del cultivo fue importante la familia Lycosidae. Herrera (1961) mencionó a *Lycosa* sp. (Lycosidae), *Attus* sp. (Salticidae) y *Misumena* sp. (Thomisidae). Aguilar y Lamas (1980) y Aguilar (1988) citaron a *Anyphaena* sp., *Aysha* sp. (Anyphaenidae), *Cheiracanthium* sp. (Eutichuridae), *Frigga crocuta*, *Hasarius* sp., *Metaphidippus* sp. (Salticidae), *Lycosa* sp. (Lycosidae), *Oxyopes* sp., *Peucetia* sp. (Oxyopidae), *Clubiona* sp. (Clubionidae), *Steatoda andina* (Theridiidae) y *Gasteracantha raimondii* (Araneidae). Además, Aguilar y Lamas (1980) indicaron como ácaro depredador a *Balastium* sp. (Erythraeidae).

Entre los parasitoides, de huevos se registraron a *Trichogramma* sp., *Trichogramma brasiliensis*, *Trichogramma fasciatum*, *Trichogramma minutum*, *Trichogramma perkinsi* (Hymenoptera: Trichogrammatidae), *Encarsia* sp., *Prospaltella* sp. (2 especies) (Hymenoptera: Aphelinidae) (Wille 1952; Beingolea 1959; Herrera 1961; Aguilar y Lamas 1980; Sánchez y Sarmiento 2002). Como parasitoides de larvas y/o pupas se nombraron a *Brachymeria* sp., *Chalcis* sp. (Hymenoptera: Chalcididae), *Euplectrus comstockii* (Hymenoptera: Eulophidae), *Campoletis perdinctus*, *Devorgilla peruviana*, *Enicospilus* sp., *Sagaritis* sp. (Hymenoptera: Ichneumonidae), *Archytas* sp., *Archytas marmoratus*, *Eucelatoria* sp., *Euphorocera peruviana*, *Gonia peruviana* y *Hemilydella fasciata* (Diptera: Tachinidae) (Aguilar y Lamas 1980; Sánchez y Sarmiento 2002).

La distribución de *C. virescens* en los cultivos está relacionada al vuelo del adulto, que se mantiene en un área pequeña (usualmente no alcanza grandes distancias), por lo que la infestación se produce demarcado en ciertos focos o puntos del campo, siendo el viento un factor de gran importancia para su distribución (Wille 1952).

2.3.4. *Dysdercus peruvianus* (Guerin-Meneville 1831)

Conocida como “arrebiatado”, “culi culi” o “rabo atado” es citada como la plaga más importante, provocando fuertes daños generalmente en cultivos de algodónero comprendidos en los valles de la Costa desde Lima hasta Piura, aunque su hábitat permanente está comprendido en los andes peruanos, desde Piura hasta Arequipa (entre 800-2500 m s. n. m.). Es olígófaga, desarrollando su ciclo biológico perfectamente en varias especies de la familia Malvaceae (incluyendo algodóneros silvestres, como el nativo) (Melo y Dellapé 2013), sin embargo, también se le ha observado habitando otras familias de plantas como Bombacaceae, Leguminosae, Burseraceae y Anacardiaceae (Wille 1952; Herrera 1961; Sánchez y Sarmiento 2002).

Aunque esta especie logra sobrevivir y reproducirse en los remanentes del algodónero cosechado, puede migrar por las condiciones climáticas, ecológicas y propias del manejo agronómico del cultivo, siendo uno de los factores principales la necesidad de un ambiente muy húmedo; y su regreso a los campos de algodones es muy variable, dependiendo del clima de cada zona (Wille 1952, 1958). Por lo tanto, pueden existir dos tipos de poblaciones: remanente y migratoria. La primera corresponde principalmente a individuos adultos que se encuentran dentro del área de los algodóneros cultivados, pasando de una campaña a otra alimentándose de semillas de algodón residuales en el suelo y/o de las malezas en los bordes de campo o acequias. La segunda constituye a individuos que se encuentran en las zonas altas de los valles, en los andes peruanos, alimentándose de plantas silvestres (principalmente de *Bombax discolor*). Esta población migratoria es la que mayor daño realiza, apareciendo paralelamente con el inicio de la floración o de la maduración de las bellotas del cultivo (Alza y Araoz 1960; Lamas 1966; Basurto 1993; Sánchez y Sarmiento 2002).

Lamas (1966) explicó que el “arrebiatado” pasa inadvertido en la primera fase de la campaña por la falta de colectas específicas o porque se encuentra habitando en otras plantas cultivadas o silvestres, por lo que González (1959) señaló que la norma ideal para su control debería ser “campos que comienzan a florecer deben estar libres del arrebiatado”.

La hembra coloca los huevos en el suelo y los cubre con tierra, generalmente al pie de las plantas, pudiendo ovipositar 300 a 500 huevos en seis u ocho posturas, constituyendo de 50 a 60 individuos por nido. Los dos primeros estadios ninfales permanecen juntos en enjambres en el suelo y no se alimentan (porque sus piezas bucales no son lo suficientemente rígidas para utilizarlas). A partir del tercer estadio ninfal comienzan a dispersarse sobre las plantas y a alimentarse principalmente de las semillas, requiriendo el aceite obtenido para su reproducción (un factor muy importante para su desarrollo). Puede picar bellotas de cualquier edad, aunque en este tercer estadio prefieren bellotas pequeñas, y en estadios mayores y adultos pueden picar bellotas grandes, abiertas o caídas. Además, se registró un 100% de daño en bellotas de 3 a 45 días de edad, mientras que en otras edades el porcentaje de daño fue menor al 60% (Wille 1952; González 1959; Sánchez y Sarmiento 2002; Vásquez 2004).

D. peruvianus produce dos tipos de daños: directos e indirectos (González 1959, citado por Sánchez y Sarmiento 2002). Los daños directos por las picaduras son la caída de botones pequeños, mal desarrollo o caída de las bellotas pequeñas, pérdida de resistencia de las fibras, manchado de las fibras (por sus excrementos o por los pigmentos de los carpelos), y bajo poder germinativo y menor contenido de aceite de las semillas. Los daños indirectos son conocidos con el nombre de cocopa, la cual puede ser blanca o negra; la cocopa blanca se produce cuando las fibras junto con las pepas forman una masa compacta de tejido muerto, paralizando el desarrollo del fruto, por lo que éste se abre parcialmente o queda cerrado; mientras que la cocopa negra ocurre cuando además, de lo mencionado anteriormente, se inoculan microorganismos (hongos o bacterias) ennegreciendo las fibras (Wille 1952; Herrera 1961; Sánchez y Sarmiento 2002).

Un factor importante para el desarrollo de la población de *D. peruvianus* es el clima (Wille 1952, 1958; Sánchez y Sarmiento 2002), siendo los siguientes puntos favorables para su desarrollo en la costa: calor moderado, escasa luz solar y viento, alta humedad atmosférica, humedad del suelo y lluvia (los dos últimos influyen indirectamente a la humedad atmosférica) (Wille 1952). No obstante, Wille (1958) solo mencionó que una baja insolación (horas de sol) y alta nubosidad en la estación de primavera (la temperatura y humedad atmosférica no serían trascendentales en ese periodo) serían primordiales para que el “arreatado” se desarrolle como plaga durante el verano y otoño.

Otro punto de consideración que favorecería la presencia de una alta población de esta especie sería la mayor vegetación en el campo de algodónero, sea por la alta densidad y frondosidad de sus plantas o por las malezas dentro del cultivo, generando un microclima propicio para el “arrebatiado” y que durante las horas de mayor calor pueda protegerse entre el follaje (Wille 1952).

D. peruvianus tiene muy pocos enemigos naturales, siendo influyente la eliminación de una sustancia fétida como medio de defensa contra los depredadores. De allí que, su factor de regulación de la plaga es muy limitada en poblaciones remanentes y casi nula en poblaciones migrantes. Son conocidos como insectos parasitoides a *Acaulona peruviana* y *Paraphoranta peruviana* (Diptera: Tachinidae), los cuales parasitan ninfas de segundo estadio siguiendo su desarrollo hasta el estado adulto de la plaga, siendo su parasitoidismo muy bajo (8-20%). También se encuentran parasitoides de la familia Sarcophagidae (Diptera) (sin especificar la especie), ectoparásitos como el ácaro *Pyemotes ventricosus* (Pyemotidae) y de la familia Parasitidae, y como depredadores a aves como *Crotophaga sulcirostris* (Cuculidae) y *Athene cunicularia* (Strigidae) (Aguilar y Iamas 1980; Wille 1952; Sánchez y Sarmiento 2002; Vásquez 2004).

2.3.5. *Pectinophora gossypiella* (Saunders 1844)

Conocida como “gusano rosado de la India” o “gusano rosado de la bellota” es una de las principales plagas del algodónero a nivel mundial, y desde que apareció en Piura en 1983 (por el fenómeno El Niño), se ha convertido en una de las plagas más importantes en este cultivo para Perú, encontrándose ampliamente distribuida en toda la costa, desde Nazca hasta Piura. Los factores que más contribuyeron para que se desarrollase como una plaga clave fueron el incumplimiento de la reglamentación del cultivo y de sus medidas cuarentenarias (Korytkowski 1984; González 1987; Martos *et al.* 1989; Sánchez y Sarmiento 2002).

Aunque en la literatura mundial se le menciona de carácter polífago, alimentándose de 7 familias y 70 especies de plantas, en Perú sus hospederos favoritos son las diversas especies del género *Gossypium* (incluyendo algodóneros silvestres), seguida por la okra

(*Abelmoschus esculentus* (L.) Moench, 1794), por lo que es considerada una especie oligófaga (Noble 1969, citado por Korytkowski 1984; Sánchez y Sarmiento 2002).

Las larvas pueden infestar botones, flores y bellotas (por las semillas); sin embargo, su alimento principal son las semillas, destruyéndolas completamente (Basurto 1993; Sánchez y Sarmiento 2002). Las hembras adultas al inicio del cultivo pueden colocar sus huevos en terminales, ramas o brácteas de los botones florales, y cuando ya hay presencia de bellotas colocan sus huevos en el cáliz de estas o directamente en ellas. Se alimentan de botones consumiendo más de uno, estos botones pueden caer al suelo o continuar su desarrollo y poco antes que se abran los botones, unen los pétalos formando la ‘flor en roseta’, inclusive más adelante, dándose la formación de la bellota. El desarrollo en botones no es considerado, siendo un paso previo importante para el desarrollo posterior de la plaga en bellotas (Sánchez y Sarmiento 2002).

Las larvas recién emergidas sobre las bellotas sufren hasta un 90% de mortalidad, pero si ya han logrado introducirse dentro de las mismas, ya no está expuesta a ningún peligro y se dirigen directamente hacia las semillas para consumirlas (Sánchez y Sarmiento 2002). Generalmente afectan bellotas de 20 días a más de edad (tanto en bellotas en formación como maduras), aunque pueden infestadas desde los 10 días, y comúnmente se encuentran de 1 a 3 larvas por bellota infestada (Noble 1969, citado por Korytkowski 1984). Cuando la larva ha terminado su desarrollo puede empupar dentro o fuera de la bellota; sin embargo, requiere de ciertos factores para tales como condiciones adecuadas de temperatura, humedad y la disponibilidad de alimento, por lo que un clima frío, seco y con alimento escaso hará que la larva del último estadio entre en diapausa dentro de la semilla por un periodo que puede durar hasta la próxima campaña o hasta 2-5 años (Sánchez y Sarmiento 2002).

La infestación por *P. gossypiella* es silencioso en el campo, puesto que no hay diferencias a simple vista de las bellotas sanas y de las infestadas, por lo mismo que los orificios de ingreso de las larvas son muy pequeños. Las bellotas infestadas se pudren, sin embargo, logran abrir con la fibra manchada, compacta y con las semillas prácticamente destruidas, por lo que generan una gran disminución en el rendimiento de la fibra (baja calidad) y aceite (por la semilla) (Sánchez y Sarmiento 2002).

Korytkowski (1984) mencionó que la infestación de *P. gossypiella* se inicia en la etapa de botón, infestándolos en conjunto con las flores y bellotas iniciales del cultivo. Sin embargo, Sánchez y Vergara (1995) hallaron la plaga solo en las tres últimas fechas de evaluación y en muy baja población en el valle de Cañete (Lima).

Alta temperatura y humedad son muy importantes para el desarrollo eficiente de *P. gossypiella* (Tejada-Rodríguez 1993; Sánchez y Sarmiento 2002). La disminución de la humedad relativa y falta de alimento hidratado hacen que las larvas reduzcan de tamaño, pero aceleran su desarrollo cuando se reestablece la humedad, mientras que con un aumento de la humedad relativa hay un mayor crecimiento vegetativo de las plantas de algodónero siendo favorable para el desarrollo de la plaga. Un menor número de horas de sol hace que disminuya la actividad nocturna de los adultos y que éstos se desplacen a los tercios medio e inferior de la planta (Tejada-Rodríguez 1993).

Sánchez y Vergara (1995) hacen referencia que gracias a los enemigos naturales (especialmente los depredadores de huevos) esta especie ha dejado de tener la categoría inicial como plaga clave en algunas localidades. Aunque a pesar de que exista una gran diversidad de sus enemigos naturales (entre insectos depredadores y parasitoides), podrán contribuir en su control, pero no serán tan efectivos por las características biológicas de la plaga, debido a que las larvas recién emergidas de los huevos colocados sobre las bellotas las perforan inmediatamente quedándose en su interior hasta empupar dentro o fuera de las mismas, liberándose así de la acción de los enemigos naturales.

En diversas zonas algodonereras del mundo, se conoce un amplio número de enemigos naturales (100 especies de insectos depredadores y parasitoides, 49 especies de arañas y una especie de ácaro) (Sánchez y Sarmiento 2002). En nuestro país, en cuanto a insectos depredadores, Tejada-Rodríguez (1993) mencionaron a *Ceratopsus dispersus* y *Rhinacloa penai* (Hemiptera: Miridae) como eficientes depredadores de huevos en los valles de Chira, Medio Piura y Bajo Piura (Piura). Martos *et al.* (1989) nombraron a *P. laeviusculus* (Hemiptera: Anthocoridae) y una especie de Forficulidae no identificada (Dermaptera); Sánchez y Sarmiento (2002) señalaron a *P. laeviusculus* (Hemiptera: Anthocoridae), *R. aricana*, *Rhinacloa* spp. (Hemiptera.: Miridae), *Scymnus* sp.

(Coleoptera: Coccinellidae), *Chrysoperla* sp. (Neuroptera: Chrysopidae) y *Hemerobius* sp. (Neuroptera: Hemerobiidae) para la costa central.

Martos *et al.* (1989) mencionaron que probablemente la mayoría de los chinches depredadores (Hemiptera: Heteroptera) depredan los huevos y larvas del primer estadio de la plaga. Tejada-Rodríguez (1993) señaló una estrecha relación de *R. penai* y *C. dispersus* con la captura de machos adultos de *P. gossypiella* mediante trampas de feromonas sexuales, y encontró que la población de Miridae comenzó a aumentar a partir de los 105 días del cultivo (asociándolo al aumento de la depredación de huevos de la plaga), y entre los 120 a 125 días se registró una depredación de hasta el 100% de huevos (determinando menores capturas de adultos en las siguientes evaluaciones). Por último, respecto a las arañas, se citaron a *Misumenops* sp. (Thomisidae) y *Anyphaena* sp. (Anyphaenidae) (Sánchez y Sarmiento 2002).

Con relación a los parasitoides, se registraron a *Parasierola* sp. (Hymenoptera: Bethyridae), *Bracon* sp. (Hymenoptera: Braconidae), *Brachymeria* sp. (Hymenoptera: Chalcididae), *Coccygominus* sp. y una especie no reconocida (Hymenoptera: Ichneumonidae) en el valle de Rímac (Lima) (Martos *et al.* 1989; Sánchez y Sarmiento 2002). Por último, Martos *et al.* (1989) encontraron más de una especie de ácaro ectoparásito sin identificar, en el valle de Rímac (Lima).

III. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. ÁREA DE ESTUDIO

La investigación se realizó en el área agrícola de la Universidad Nacional Agraria la Molina en una plantación de algodónero variedad Tangüis (cultivar UNA N°1), situado a 12°05'06.5" S, 76°56'42.7" W, 238 m de altitud, en un campo con una extensión de 1.5 ha (campo experimental del PIPSA). Las áreas colindantes al cultivo de algodón fueron: un cultivo de 'pasto de elefante' *Pennisetum purpureum*, un área sin cultivar cubierta de malezas, un área destinada al cultivo de híbridos y líneas de algodón, y algunos árboles de plátano (*Musa paradisiaca*) y mimosa (*Acacia longifolia*) como bordes del campo; además cerca del cultivo en estudio se encontraban un bosque de árboles de pino *Pinus* sp. y otros cultivos de panllevar (Figura 1).

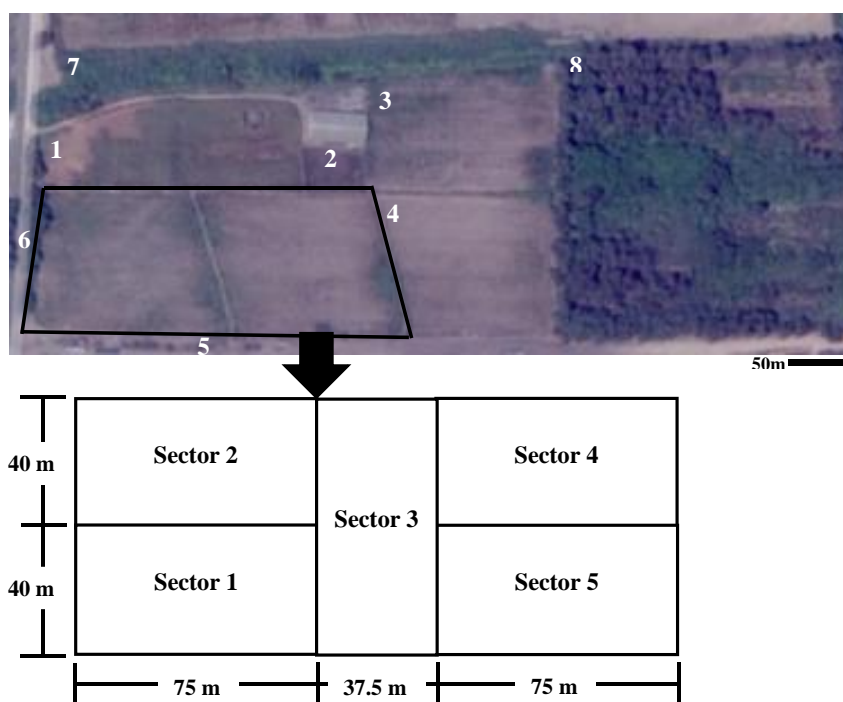


Figura 1: Área rectangular delimitada en la foto representa la zona de estudio y los números en círculos indican las áreas adyacentes (1= cultivo de 'pasto de elefante' *Pennisetum purpureum*, 2= malezas, 3= híbridos de algodón, 4= líneas de algodón, 5= árboles de mimosa, 6= árboles de plátano, 7= cultivos de panllevar, 8= bosque de árboles de pino *Pinus* sp.). Por último, la fecha señala la distribución de sectores en el cultivo de algodónero en la campaña 2013 – 2014, en La Molina-Lima.

3.2. FASE DE CAMPO

Se evaluaron las plagas con mayor importancia en el cultivo de algodón: *A. gossypii* (Hemiptera: Aphididae), *C. virescens* (Lepidoptera: Noctuidae), *A. vestitus* (Coleoptera: Curculionidae), *D. peruvianus* (Hemiptera: Pyrrhocoridae) y *P. gossypiella* (Lepidoptera: Gelechiidae). Estas fueron evaluadas en estado larval y/o ninfal y adulto (dependiendo de cada especie evaluada), por lo cual, la evaluación de sus enemigos naturales se orientó principalmente a aquellos estados respectivos de las plagas y se realizó al mismo tiempo que ellas, ambas durante todo el periodo del cultivo. Las muestras fueron colectadas en frascos de vidrio o envases de polipropileno, dependiendo del tipo de muestra, debidamente rotuladas para su posterior traslado al laboratorio.

La metodología de evaluación utilizada fue la propuesta por Sarmiento y Sánchez (2012) para la evaluación de plagas y enemigos naturales en el cultivo del algodón, sin embargo, fue modificada en el número de muestras por planta para cumplir con el objetivo de este estudio, teniendo como referencia principal la relación del comportamiento y localización de las plagas y enemigos naturales en el cultivo de algodón.

El campo se dividió en cinco sectores de 3000 m² cada uno (Figura 1) y se aplicaron tres técnicas de muestreo: evaluación directa de la planta, caída por sacudida de la planta (ambas para la evaluación de plagas y sus enemigos naturales) y trampas de caída (para la evaluación de enemigos naturales) (Cuadro 1).

Mediante la evaluación directa de la planta se escogieron 20 plantas al azar por sector, siendo un total de 100 plantas evaluadas en cada periodo de muestreo. Mediante la caída por sacudida de la planta se escogieron 4 plantas al azar por sector, siendo un total de 20 plantas evaluadas en cada periodo de muestreo. Finalmente, mediante las trampas de caída para lo cual se colocaron 2 trampas distribuidas equitativamente por sector, siendo un total de 10 trampas instaladas en cada periodo de muestreo (Cuadro 1).

No se evaluaron plantas y no se colocaron trampas de caída cerca a los márgenes del cultivo para evitar el efecto de borde de campo.

Para anotar los datos de las observaciones en el proceso de la evaluación directa de la planta y caída por sacudida de la planta se preparó una cartilla de evaluación para la planta de tamaño pequeño (Anexo 1) y para la planta de tamaño grande (Anexo 2).

Cuadro 1: Técnicas de muestreo empleadas en el cultivo de algodónero y el número de plantas y trampas de caída por sectores y total de ellas, de acuerdo con la técnica empleada en la campaña 2013 – 2014, en La Molina-Lima.

Técnicas de muestreo	Número por sector	Total
Evaluación directa de la planta	20 plantas	100 plantas
Caída por sacudida de la planta	4 plantas	20 plantas
Trampas de caída	2 trampas	10 trampas

Las evaluaciones se ejecutaron por la mañana (8:00 – 12:00 h) cada siete días y con la ayuda de una persona, para poder completarlas en un solo día. Se realizaron de noviembre del 2013 hasta julio del 2014 (nueve meses), tiempo que correspondió al periodo fenológico del cultivo. Las condiciones meteorológicas fueron registradas por la Estación Meteorológica Alexander Von Humboldt-UNALM (Anexo 3) y el manejo agronómico fue realizado por el Programa de Algodón de UNALM (Cuadro 2).

Cuadro 2: Fecha de las diferentes prácticas agronómicas del cultivo de algodónero durante la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima.

Prácticas agronómicas	Fecha
Siembra (5 semillas por punto, Distanciamiento entre surcos: 1.20 m y entre golpes: 0.40 m)	21/10/13 - 30/10/13
Aplicación de insecticida clorpirifós (dosis: 2 g/m ² , contra gusanos de tierra)	08/11/13
Desahije (permitiendo solo dos plantas por punto)	16/12/13
Fertilización N-P-K (200-100-80)	02/01/14
Primer riego (por gravedad)	30/01/14
Aplicación de insecticida lufenurón (dosis: 1 L/ha, contra <i>C. virescens</i>)	06/02/14
Recojo manual de <i>D. peruvianus</i>	05/03/14 - 12/07/14
Segundo riego (por gravedad)	11/03/14
Tercer riego (por gravedad)	27/03/14
Cosecha	18/06/14 - 12/07/14

*Se realizó un desmalezado manual muy ligero (principalmente en las acequias y bordes).

**Densidad de plantas: 41,667 plantas/ha.

3.2.1 EVALUACIÓN DIRECTA DE LA PLANTA

Esta evaluación consistió en el examen minucioso de los órganos de la planta (brote terminal, hojas, botones florales, flores y bellotas) de acuerdo con el desarrollo fenológico del cultivo (Cuadro 3). En la etapa de desarrollo vegetativo, se evaluó en cada planta un brote terminal (yema terminal y 2-3 primeras hojas). A partir de la etapa de botón, se evaluó cada planta por tercios, empezando el muestreo por el tercio superior, seguido del tercio medio, y por último el tercio inferior (Figura 2). En el tercio superior se evaluó un botón y una flor, en el tercio medio, una hoja, un botón, una flor y una bellota, y en el tercio inferior, una hoja, un botón, una flor, una bellota y la base de planta. Cada órgano evaluado fue examinado exhaustivamente, observando ambas caras de las hojas, los botones, flores y bellotas, incluyendo sus brácteas.

Cuadro 3: Número de órganos evaluados directamente en la planta y según la etapa fenológica del cultivo de algodón, en sus diferentes tercios. Campaña 2013-2014, La Molina-Lima.

Etapa fenológica	Órgano evaluado		Total
Desarrollo vegetativo	1 brote terminal		100 brotes terminales
Botón, floración y fructificación (formación, apertura y maduración de bellotas)	Tercio superior	1 flor	100 flores
		1 botón	100 botones
	Tercio medio	1 hoja	100 hojas
		1 flor	100 flores
		1 botón	100 botones
	Tercio inferior	1 bellota	100 bellotas
1 hoja		100 hojas	
1 flor		100 flores	
1 botón		100 botones	
	1 bellota	100 bellotas	
	1 base de planta	100 bases de plantas	

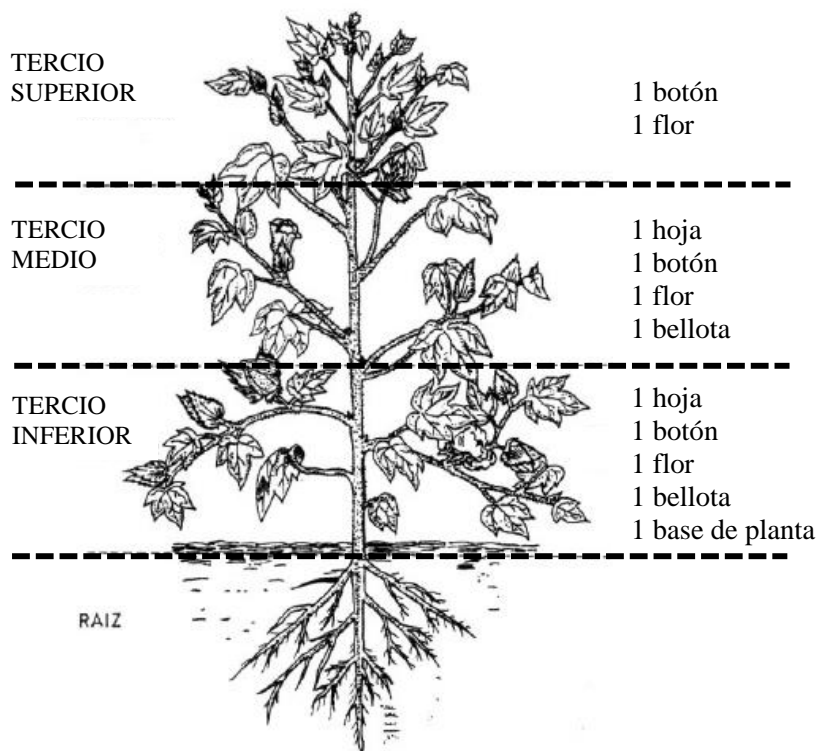


Figura 2: Imagen de la planta a partir de la etapa de botón del cultivo de algodón en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima (Modificada de Sarmiento y Sánchez 2012).

3.2.2. CAÍDA POR SACUDIDA DE LA PLANTA

Esta técnica se realizó inclinando cuidadosamente la planta de algodón y sacudiéndola de manera constante (10 batidas aproximadamente) sobre una manta blanca de plástico (0.75 x 1 m) extendida en el suelo y trasladando las muestras obtenidas, según lo indicado anteriormente. Se escogieron plantas diferentes a las evaluadas mediante la primera técnica.

3.2.3. TRAMPAS DE CAÍDA

Las trampas de caída fueron colocadas de forma equidistante en cada uno de los sectores (Figura 3). Estas trampas consistieron en envases de polipropileno de 9 cm de altura, 9 cm de diámetro y 450 ml de capacidad, a los que se les colocó agua hasta 1/2 de su altura, dos cucharaditas al ras de sal común para evitar la descomposición de las muestras colectadas y una cucharadita de champú inodoro e incoloro para romper la tensión superficial. Con la ayuda de una lampa pequeña las trampas fueron instaladas al ras del suelo y cambiadas

cada siete días, colocando el contenido colectado en bolsas de polietileno herméticas tipo “ziploc”, con sus respectivos datos para su posterior traslado al laboratorio, utilizando para ello un “cooler”.

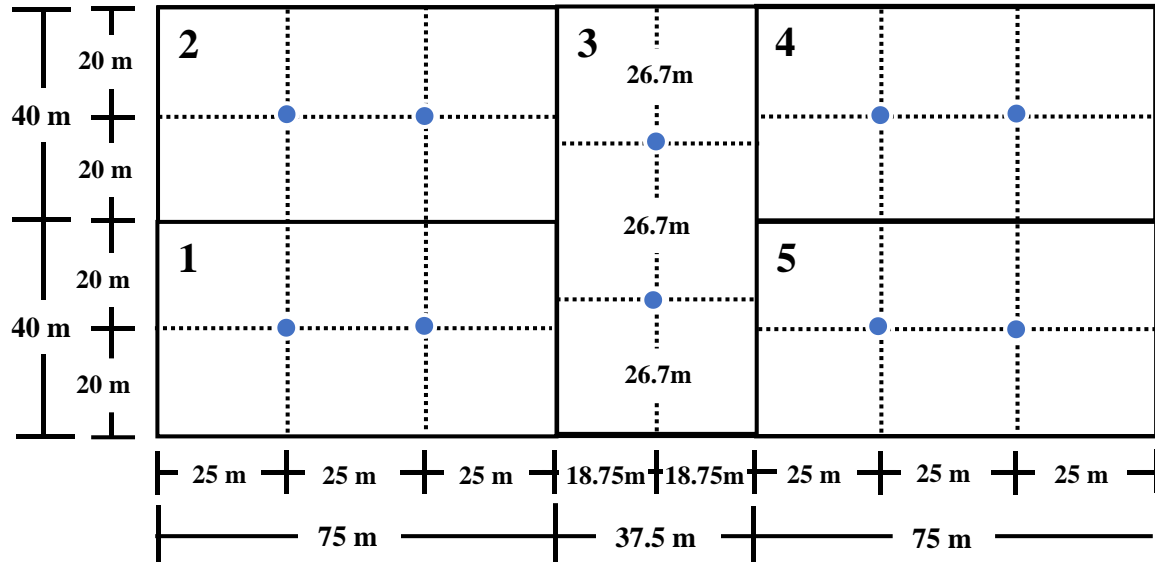


Figura 3: Ubicación de las trampas de caída (representadas por puntos azules) en el campo de cultivo de algodón. Campaña 2013-2014, en La Molina-Lima.

3.2.4. EVALUACIÓN DE *A. gossypii* Y SUS ENEMIGOS NATURALES

Las ninfas y adultos se evaluaron en forma directa. En la etapa de desarrollo vegetativo se evaluó un brote terminal y a partir de la etapa de botón una hoja tanto del tercio medio como del tercio inferior. El parasitoidismo se calculó en base al número de pulgones momificados por hoja para determinar el porcentaje. Además, se llevaron al laboratorio, tanto pulgones parasitados como no parasitados para su posterior identificación (Anexo 4).

3.2.5. EVALUACIÓN DE *C. virescens* Y SUS ENEMIGOS NATURALES

La evaluación de esta especie se realizó mediante dos técnicas: evaluación directa y caída por sacudida. En la evaluación directa, durante la etapa de desarrollo vegetativo se observó un brote terminal, y a partir de la etapa de botón, se evaluaron, un botón y una bellota tanto del tercio medio como del tercio inferior. Se colectaron larvas, las que fueron llevadas y

acondicionadas en el laboratorio para la obtención de los adultos o de sus parasitoides, con lo que se pudo obtener el porcentaje de parasitoidismo (Anexo 4).

3.2.6. EVALUACIÓN DE *A. vestitus* Y SUS ENEMIGOS NATURALES

Se realizó mediante dos técnicas: evaluación directa (larvas y adultos) y caída por sacudida (adultos). En la evaluación directa, se observaron un botón y una flor tanto del tercio superior, medio como inferior. Los botones evaluados fueron abiertos para detectar presencia de larvas, verificándolo con la característica “hinchazón” externa; los adultos fueron registrados, examinando las flores. La evaluación de parasitoides se realizó colectando los botones infestados por la plaga para su acondicionamiento en el laboratorio y recuperación (Anexo 4).

3.2.7. EVALUACIÓN DE *D. peruvianus*

Se registraron tanto ninfas como adultos, mediante dos técnicas: evaluación directa (nidos: primeros estadios ninfales) y caída por sacudida (ninfas y adultos) durante todo el periodo del cultivo. En la evaluación directa los nidos fueron evaluados al pie de la planta, buscándolos debajo de la hojarasca o terrones (Anexo 4).

3.2.8. EVALUACIÓN DE *P. gossypiella* Y SUS ENEMIGOS NATURALES

Se realizó la evaluación directa, de una flor en el tercio superior, una flor y una bellota tanto en el tercio medio como en el tercio inferior. Para registrar la presencia de larvas y de sus parasitoides en las bellotas, éstas fueron colectadas para poder abrirlas, examinarlas y criarlas en laboratorio. Se tomó como muestra representativa 10 bellotas por sector (5 del tercio medio y 5 del tercio inferior, escogidas al azar, haciendo un total de 50 bellotas) (Anexo 4).

3.2.9. EVALUACIÓN DE ENEMIGOS NATURALES

Como se mencionó anteriormente, los enemigos naturales fueron evaluados al mismo tiempo que las plagas, además, se registraron los que estaban posados en la planta. Para complementar la presencia de los enemigos naturales, se utilizaron las trampas de caída (Anexo 4).

3.3. FASE DE LABORATORIO

Las larvas de las plagas colectadas en las evaluaciones fueron acondicionadas en el laboratorio del Museo de Entomología Klaus Raven Büller (MEKRB) – UNALM para la obtención de los adultos, tanto de las plagas como de sus parasitoides. En este último caso permitió determinar el porcentaje de parasitoidismo.

Se realizó la separación y cuantificación de los fitófagos, depredadores y parasitoides recuperados de las técnicas empleadas para su posterior procesamiento: montaje, registro e identificación. La colección obtenida fue incorporada a la colección del MEKRB, según las normas establecidas por el museo.

3.3.1. PROCESAMIENTO DE LAS MUESTRAS COLECTADAS

Se mataron los individuos a excepción de las larvas que se criarían para obtener adultos o a sus parasitoides. Se utilizó una cámara letal de acetato de butilo, alcohol al 75%, o la congeladora de una refrigeradora (dependiendo de la especie colectada) con el fin de matarlos. Las muestras colectadas de las trampas de caída fueron pasadas por un tamiz de 250 micras y luego preservadas en alcohol al 75%.

El orden previo para la identificación de los enemigos naturales de las tres técnicas empleadas fue el siguiente: primero, se efectuó el reconocimiento y separación de morfotipos con la ayuda de un estereoscopio (Motic, modelo SMZ-168). Individuos del mismo morfotipo fueron agrupados en frascos de vidrio de 2 cm de diámetro por 5 cm de

alto con tapa rosca conteniendo alcohol al 75%, por último, cada morfotipo fue contabilizado, codificado y rotulado con los datos de colecta.

3.3.2. EVALUACIÓN DE PARASITOIDISMO

Esta evaluación se realizó mediante la crianza de larvas y pulgones momificados de las plagas colectadas. Se utilizaron, envases de plástico de 12 cm de diámetro por 6 cm de alto con una tapa conteniendo una ventana cubierta con organza para la ventilación. Se acondicionó en la base papel toalla para que absorba el exceso de humedad. En el caso de las larvas de *C. virescens* se les acondicionó como alimento hojas de algodón interdiariamente. Una vez emergidos los adultos de las plagas o sus parasitoides se registró la información y se procedió a conservarlos muertos para posteriormente hacer el montaje respectivo.

3.3.3. IDENTIFICACIÓN DE PLAGAS Y ENEMIGOS NATURALES

Con la ayuda de un estereoscopio (Motic, modelo SMZ-168) y microscopio (ZEISS, modelo Axiostar plus), la comparación con las colecciones de ejemplares en el museo, y claves dicotómicas de libros y publicaciones específicas, se identificaron las plagas y sus enemigos naturales. Las plagas fueron reconocidas hasta el nivel de especie, y los enemigos naturales hasta el nivel de especie en algunos casos o tratando de llegar lo más cercano posible hasta el nivel de género.

3.3.3.1. IDENTIFICACIÓN DE INSECTOS

La identificación de insectos se realizó en estados inmaduros (larvas o ninfas) y/o adultos dependiendo de la especie colectada. Para las familias se utilizó Triplehorn y Johnson (2005), para los géneros de Coleoptera a Arnett y Thomas (2001) y Arnett *et al.* (2002), y de Diptera a Brown *et al.* (2009, 2010), incluyendo simultáneamente para Asilidae a Artigas y Hengst (1999) y Lamas (1972).

En Hemiptera, para la familia Aphididae se realizó micropreparados en láminas e identificó mediante Voegtlin *et al.* (2003) y Blackman y Eastop (1984), para Miridae se utilizó a Hernández y Henry (2010), y para Pyrrhocoridae a Van Doesburg (1968).

Para las familias de Hymenoptera se utilizó a Fernández & Sharkey (2006), conjuntamente de la siguiente bibliografía para géneros: Braconidae (Havelka *et al.* 2012; Kavallieratos *et al.* 2010; Kavallieratos *et al.* 2013; Martínez *et al.* 2013; Rakhshani *et al.* 2005), Eulophidae (Ribes 2013, 2014; Song *et al.* 2017; Surekha y LaSalle 1995), Pteromalidae (Gibson 2001; Kamijo y Takada 1973; Narendran *et al.* 2007) y Scelionidae (Chen *et al.* 2017; Loíacono y Margaría 2004; Masner 1976). Para estas dos últimas familias primero se realizaron micropreparados en láminas siguiendo la metodología de Rosen y DeBach (1979).

3.3.3.2. IDENTIFICACIÓN DE ARAÑAS

Para la identificación de familias se utilizó a Jocqué y Dippenaar-Schoeman (2006) y Ubick *et al.* (2005). La identificación de género y/o especie se realizó examinando los caracteres sexuales de los individuos adultos (pedipalpo en machos y epiginio en hembras). A los machos se les cortó el pedipalpo izquierdo (en vista dorsal) entre la unión de la tibia y patela o de la patela y fémur (dependiendo de la presencia de alguna apófisis). A las hembras se les disectó el epiginio, el cual se sumergió en agua destilada (para enjuagarse), y luego en una solución con proteasa (1.5 ml de agua destilada más la pastilla enzimática) de 8 a 10 horas a 37°C (para la limpieza de las estructuras internas). Por último, cada estructura se preservó en un microvial con alcohol al 75% junto a la araña. Los individuos juveniles no fueron examinados con los caracteres sexuales, por lo que en su mayoría pudieron ser identificados hasta el nivel de familia.

Para el nivel de género se utilizó la siguiente bibliografía de acuerdo a las familias: Anyphaenidae (Brescovit 1992, 1996), Corinnidae (Bonaldo 2000), Gnaphosidae (Jiménez *et al.* 2012; Platnick y Murphy 1987; Platnick y Shadab 1982, 1983), Linyphiidae (Dupérré 2013; Millidge 1991), Lycosidae (Castro 2010; Simó *et al.* 2002; Slowik y Cushing 2007), Eutichuridae (Bonaldo y Brescovit 1992), Oxyopidae (Santos y Brescovit 2003), Salticidae (Prószyński 2009), Sicariidae (Gertsch 1967), Theridiidae (Levi 1954, 1959, 1963; Levy y

Amitai 1982; Levi y Levi 1962; Melic 2000; Simó *et al.* 2013; Yoshida 2001), Thomisidae (Dippenaar-Schoeman 1983; Lehtinen 2003; Lehtinen y Marusik 2008; Mello-Leitao 1929), Trachelidae (Platnick y Ewing 1995) y Zodariidae (Jocqué 1991). La nomenclatura asignada sigue la última actualización de World Spider Catalog (2020).

3.3.4. COLECCIÓN FINAL DE PLAGAS Y ENEMIGOS NATURALES

Para la colección final de los ejemplares de insectos se realizaron los montajes de los adultos. Todos los montajes fueron realizados con alfileres entomológicos, excepto por las muestras de Aphididae, Pteromalidae y Scelionidae, las cuales se realizaron montajes en láminas. Para la colección final de los ejemplares de arañas se realizó la preservación de adultos en tubos de ensayo de vidrio con alcohol al 75%. Todos los ejemplares de insectos y arañas fueron debidamente etiquetados y registrados.

3.3.5. ANÁLISIS ESTADÍSTICO

Mediante el programa Past (versión 2.17c) se comparó los siguientes casos:

- Ninfas y adultos de *A. gossypii* entre la hoja del tercio medio e inferior de la planta evaluados mediante la técnica de evaluación directa de la planta.
- Larvas de *C. virescens* colectadas entre las técnicas de evaluación directa y caída por sacudida de la planta.
- Larvas de *C. virescens* del botón y bellota entre el tercio medio e inferior de la planta evaluados mediante la técnica de evaluación directa de la planta.
- Larvas de *C. virescens* entre el botón y bellota de la planta evaluados mediante la técnica de evaluación directa de la planta.
- Adultos de *A. vestitus* colectados entre las técnicas de evaluación directa y caída por sacudida de la planta.
- Larvas de *P. gossypiella* entre la bellota del tercio medio e inferior de la planta evaluados mediante la técnica de evaluación directa de la planta.
- Insectos depredadores y arañas colectados mediante las tres técnicas evaluadas (evaluación directa, caída por sacudida y trampas de caída).

Para lo cual, primero se analizó la normalidad para cada población mediante la prueba de Shapiro-Wilk. Segundo, si se cumplió con el supuesto de una distribución normal, se utilizó la prueba T-Student para dos muestras (para varianzas homogéneas o heterogéneas dependiendo del caso). Y si no se cumplió el supuesto de una distribución normal, se procedió a la transformación de datos $(Y+1)^{1/2}$ para ratificar este supuesto y poder emplear la prueba T-Student mencionada anteriormente. Por último, si a pesar de la transformación de datos no se cumplió con el supuesto de una distribución normal, se utilizó la prueba no paramétrica U de Mann-Whitney.

Debido a los resultados de la prueba normalidad de Shapiro-Wilk, solamente se utilizó la prueba T-Student (con los datos transformados) para las variables de insectos depredadores y arañas colectados mediante las tres técnicas evaluadas (evaluación directa, caída por sacudida y trampas de caída). Mientras que las variables analizadas con la prueba U de Mann-Whitney fueron ninfas y adultos de *A. gossypii* entre la hoja del tercio medio e inferior de la planta evaluados mediante la técnica de evaluación directa de la planta, larvas de *C. virescens* colectadas entre las técnicas de evaluación directa y caída por sacudida de la planta, larvas de *C. virescens* del botón y bellota entre el tercio medio e inferior de la planta evaluados mediante la técnica de evaluación directa de la planta, larvas de *C. virescens* entre el botón y bellota de la planta evaluados mediante la técnica de evaluación directa de la planta, adultos de *A. vestitus* colectados entre las técnicas de evaluación directa y caída por sacudida de la planta, y larvas de *P. gossypiella* entre la bellota del tercio medio e inferior de la planta evaluados mediante la técnica de evaluación directa de la planta.

Los pasos correspondientes realizados para las pruebas estadísticas fueron los siguientes:

1) Planteamiento de hipótesis:

➤ Prueba T-Student (para varianzas homogéneas o heterogéneas):

Hipótesis nula (H_0) : $\mu_1 = \mu_2$

Hipótesis alternativa (H_1): $\mu_1 \neq \mu_2$

➤ **Prueba U de Mann – Whitney:**

Hipótesis nula (H_0) : $Me_1 = Me_2$

Hipótesis alternativa (H_1): $Me_1 \neq Me_2$

2) **Establecimiento de nivel de significación:** $\alpha = 0.05$

3) **Determinación de prueba estadística:**

➤ **Prueba T-Student** (para varianzas homogéneas o heterogéneas), mediante el supuesto que las variables provienen de poblaciones con distribución normal, muestras aleatorias y poblaciones independientes:

○ Para varianzas homogéneas:

$$t_0 = \frac{\bar{X}_1 - \bar{X}_2}{S_p \sqrt{\frac{1}{n_1} + \frac{1}{n_2}}}$$

Donde: \bar{X}_1 : media de la muestra X_1
 \bar{X}_2 : media de la muestra X_2
 n_1 : tamaño de la muestra X_1
 n_2 : tamaño de la muestra X_2
 S_p : desviación estándar común

$$S_p^2 = \frac{(n_1 - 1)S_1^2 + (n_2 - 1)S_2^2}{n_1 + n_2 - 2}$$

S_1 : desviación estándar de la muestra X_1
 S_2 : desviación estándar de la muestra X_2

- Para varianzas heterogéneas:

$$t_0^* = \frac{\bar{X}_1 - \bar{X}_2}{\sqrt{\frac{S_1^2}{n_1} + \frac{S_2^2}{n_2}}}$$

Donde: \bar{X}_1 : media de la muestra X_1
 \bar{X}_2 : media de la muestra X_2
 n_1 : tamaño de la muestra X_1
 n_2 : tamaño de la muestra X_2
 S_1^2 : varianza de la muestra X_1
 S_2^2 : varianza de la muestra X_2

- **Prueba U de Mann – Whitney** (para tamaños de muestras mayores a 20), mediante el supuesto que las variables no provienen de poblaciones con distribución normal (Hammer *et al.* 2001):

$$z = \frac{U - n_1 n_2 / 2 + 0.5}{\sqrt{\frac{n_1 n_2 \left(n^3 - n - \sum_{g} f_g^3 - f_g \right)}{12n(n-1)}}}$$

Donde: U: valor estadístico de U Mann – Whitney mínimo de U_1 y U_2

$$U_1 = n_1 n_2 + \frac{n_1(n_1 + 1)}{2} - R_1$$

$$U_2 = n_1 n_2 + \frac{n_2(n_2 + 1)}{2} - R_2$$

R_1 : suma de rangos de la muestra X_1
 R_2 : suma de rangos de la muestra X_2
 n_1 : tamaño de la muestra X_1
 n_2 : tamaño de la muestra X_2
 n : tamaño total de las muestras ($n_1 + n_2$)
 f_g : sumatoria de ligas o empates

4) Establecimiento de criterios de decisión:

➤ Prueba T-Student:

○ Para varianzas homogéneas: Si $t_0 > t_{\alpha/2, n_1+n_2-2}$ o $t_0 < -t_{\alpha/2, n_1+n_2-2}$ se rechaza la hipótesis nula.

○ Para varianzas heterogéneas: Si $t^*_0 > t_{\alpha/2, \nu}$ o $t^*_0 < -t_{\alpha/2, \nu}$ se rechaza la hipótesis nula. Donde:

$$\nu = \frac{\left(\frac{S_1^2}{n_1} + \frac{S_2^2}{n_2} \right)^2}{\frac{(S_1^2/n_1)^2}{n_1 + 1} + \frac{(S_2^2/n_2)^2}{n_2 + 1}} - 2$$

S_1^2 : varianza de la muestra X_1

S_2^2 : varianza de la muestra X_2

n_1 : tamaño de la muestra X_1

n_2 : tamaño de la muestra X_2

➤ **Prueba U de Mann – Whitney:** Si $z > z_{\alpha/2}$ o $z < -z_{\alpha/2}$ se rechaza la hipótesis nula.

5) Cálculo de prueba estadística establecida.

6) **Decisión estadística y conclusiones:** mediante la comparación del valor estadístico obtenido del paso cinco con las regiones críticas del paso cuatro.

IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1. PLAGAS

De acuerdo con el desarrollo fenológico del cultivo del algodón en la campaña 2013-2014 en La Molina-Lima, se registraron a las especies *A. gossypii* (Hemiptera: Aphididae), *C. virescens* (Lepidoptera: Noctuidae), *A. vestitus* (Coleoptera: Curculionidae), *D. peruvianus* (Hemiptera: Pyrrhocoridae) y *P. gossypiella* (Lepidoptera: Gelechiidae). Al mismo tiempo, se registraron a *Aphis craccivora* (Hemiptera: Aphididae), *Macrosiphum euphorbiae* (Hemiptera: Aphididae) y *Anomis texana* (Lepidoptera: Noctuidae).

4.2. FLUCTUACIÓN POBLACIONAL DE LAS PLAGAS Y SUS ENEMIGOS NATURALES

4.2.1. *Aphis gossypii* (Hemiptera: Aphididae)

A. gossypii estuvo presente desde el inicio hasta el final del cultivo, excepto en la etapa de botón y la última fase de la etapa de fructificación (Figura 4, Anexo 5). Esto coincide con lo citado por Fernandes *et al.* (2012), Wille (1952), González (1962), Ingunza y González (1964) y Velarde *et al.* (1968).

La máxima infestación con 34.64 individuos se registró a la mitad de la etapa de desarrollo vegetativo (diciembre), luego siguió un largo periodo de declive, comenzando a incrementarse en febrero y marzo, observándose un segundo registro alto con 31.44 individuos a inicios de abril coincidiendo con la etapa de fructificación. Esta ocurrencia coincide con la referencia dada por Afshari *et al.* (2009) en Irán. Conforme fue madurando el cultivo se pudo observar que la población fue disminuyendo.

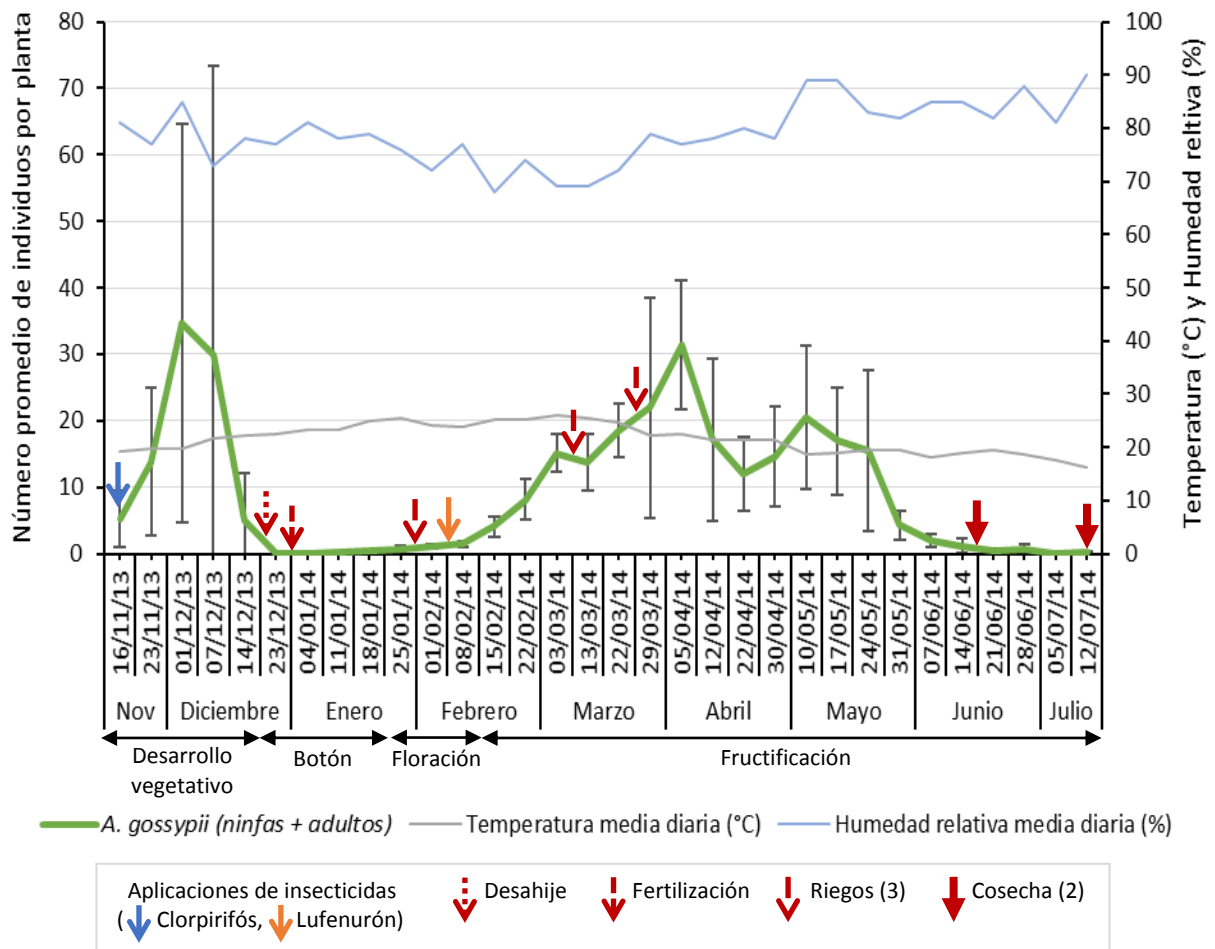


Figura 4: Fluctuación poblacional de *A. gossypii* (ninfas + adultos) mediante la técnica de evaluación directa de la planta en el cultivo del algodón en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima.

Su rápido incremento al inicio del cultivo se debe a la preferencia del áfido por los brotes tiernos (Velarde *et al.* 1968) y su posterior desarrollo a las condiciones climáticas favorables en esos momentos, lo que fue también mencionado por Wille (1952), Sarmiento (1992) (citado por Vásquez 2004) y Sánchez y Sarmiento (2002), y al estado fisiológico de las plantas, señalado por Kozłowski (1965) (citado por Velarde *et al.* 1968), Isely (1946), Beckham (1970), Rasmy y Hassib (1974), Banerjee y Raychaudhuri (1987) (citados por Ebert y Cartwright 1997), Sánchez y Sarmiento (2002) y Vásquez (2004).

Mientras que su disminución hacia el final del cultivo es similar a lo citado por Beingolea (1997).

Las prácticas agronómicas efectuadas no parecen influenciar en el desarrollo poblacional de la plaga, inclusive la aplicación de insecticidas dirigida hacia otras plagas en el cultivo (Cuadro 2). Sin embargo, se puede observar que los enemigos naturales (parasitoides y depredadores) influyeron en la fluctuación poblacional de *A. gossypii* durante todo el cultivo (Figura 5, Anexo 5), tal como lo citaron Wille (1952) (costa central), González (1962) (valle de Tambo - Arequipa), González (1966) (Colombia), Ingunza y González (1964) (valle de Tambo - Arequipa), Beingolea (1997) (Lima), Sánchez y Sarmiento (2002) y Resende *et al.* (2004) (Brasil) (citados por Fernandes *et al.* 2012), actuando en respuesta inmediata cuando las condiciones climáticas y el estado nutricional o fisiológico de las plantas de algodón mencionados anteriormente favorecían el desarrollo del pulgón. Por lo tanto, los enemigos naturales contribuyen en disminuir la población de *A. gossypii*.

Casi paralelo o muy poco después de la máxima infestación de *A. gossypii*, se registró una densidad máxima de sus parasitoides (2.33 individuos) y depredadores (0.7 individuos), ambos en diciembre, en la etapa de desarrollo vegetativo. A diferencia de los parasitoides, los insectos depredadores se registraron durante casi todo el periodo del cultivo del algodón, del cual se reconocieron dos niveles altos más, uno en febrero (1.33 individuos) y otro en marzo (1.17 individuos) (ambos empezando la etapa de fructificación), justo poco tiempo antes que se desarrolle el segundo nivel alto este pulgón (Figura 5, Anexo 5).

Se debe resaltar que el número de parasitoides y depredadores se ha representado en una escala diferente al de *A. gossypii*, debido a la poca cantidad que se registraron en comparación con el pulgón, ya que si se les hubiera colocado en la misma escala no hubiera sido posible mostrar sus fluctuaciones de manera detallada a través del tiempo. Sin embargo, este gran contraste observado no precisaría necesariamente la ausencia de su importancia en controlar al áfido, tomando en cuenta sus capacidades de parasitismo y depredación; por ejemplo, en el caso de los parasitoides, una sola hembra de *Lysiphlebus testaceipes* y *Aphidius colemani* puede colocar 254 y 200 huevos respectivamente, como lo

mencionado por Griot (1949) y Sekhar (1957) (citados por Redolfi y Ortiz 1980). Así también en los insectos depredadores de *A. gossypii*, donde la capacidad depredadora de *Hippodamia convergens* (Coleoptera: Coccinellidae) puede variar entre 14 a 77 individuos del pulgón, referido por García *et al.* (1975).

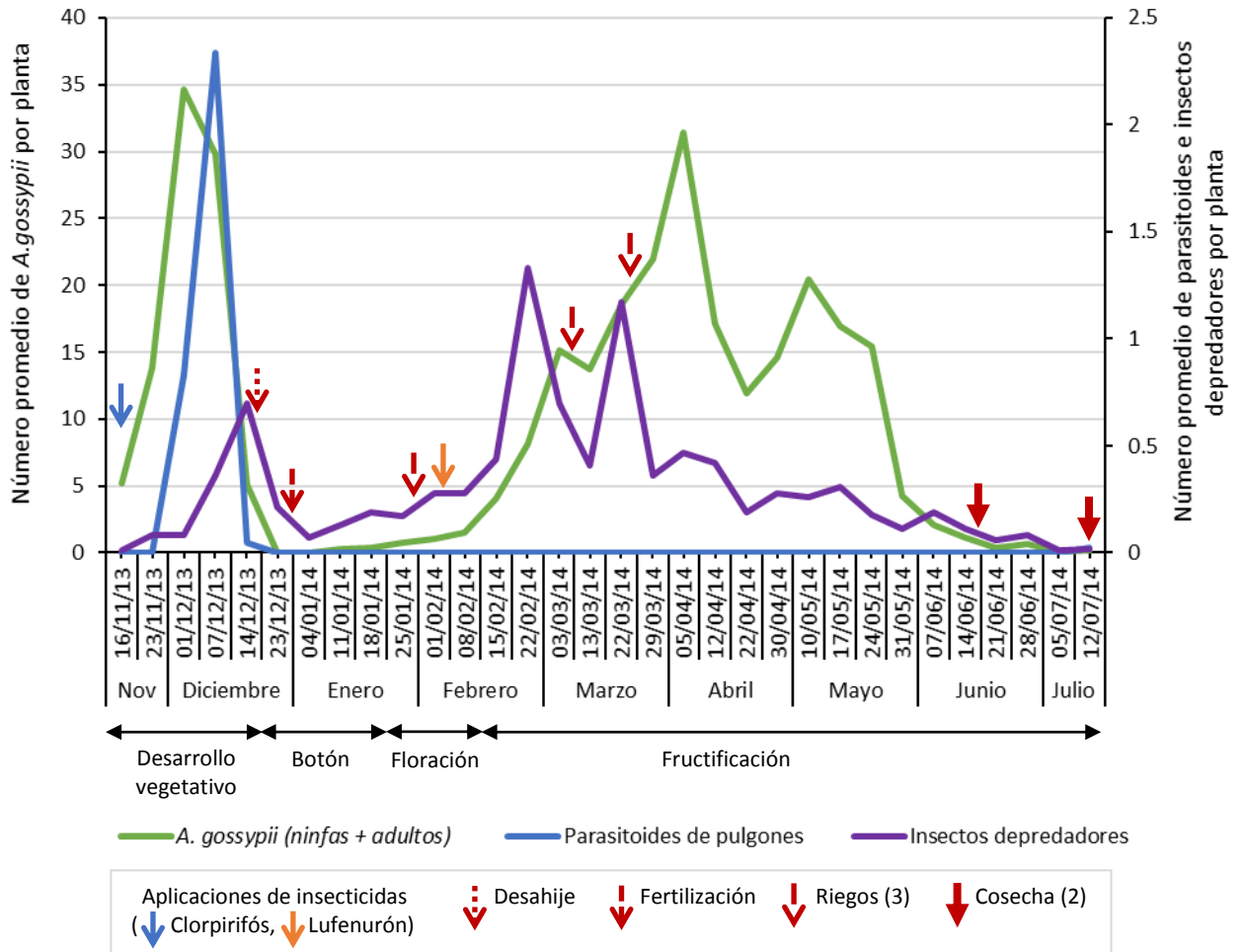


Figura 5: Fluctuación poblacional de *A. gossypii* (ninfas + adultos), parasitoides de pulgones e insectos depredadores (Coccinellidae, Chrysopidae, Hemerobiidae y Syrphidae) mediante la técnica de evaluación directa de la planta en el cultivo del algodón en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima.

Entre los parasitoides de *A. gossypii* se recuperaron tres especies: *A. colemani*, *L. testaceipes* y *Praon volucre* (Hymenoptera: Braconidae), siendo el más abundante *L. testaceipes* (53 individuos) (Anexo 6). De los grupos depredadores de *A. gossypii* se colectaron cuatro familias (Chrysopidae, Coccinellidae, Hemerobiidae y Syrphidae) y 14 especies, destacando por su abundancia Coccinellidae (Coleoptera) (762 individuos) y Chrysopidae (Neuroptera) (442 individuos), siendo las especies más abundantes

H. convergens (359 individuos) en Coccinellidae y *Chrysoperla externa* (100 individuos) en Chrysopidae (Cuadro 4).

La desaparición de los parasitoides de *A. gossypii* al inicio del cultivo (después de alcanzar su densidad máxima) hasta casi el término del mismo (donde volvieron a aparecer en escasa cantidad) se debe a la sensibilidad de los parasitoides a altas temperaturas, como mencionó Beingolea (1997) de lo que observó en la planta de cucarda (Lima), corroborándose en estas evaluaciones, lo que demuestra nuevamente cómo influye la temperatura en las densidades de los parasitoides ya que su ausencia es notoria durante las temporadas de verano y otoño, volviendo a aparecer empezando el invierno.

La aplicación de los insecticidas hacia otras plagas al parecer no influye negativamente en las poblaciones de los parasitoides e insectos depredadores de *A. gossypii*. Podría ser porque la aplicación de clorpirifós fue al inicio del cultivo, por lo cual haya retrasado un poco la aparición de sus enemigos naturales, pero que visiblemente pudieron manifestarse y establecerse en el cultivo. No obstante, a lo detallado por Ingunza y González (1964), en el valle de Tambo (Arequipa), por la disminución de los enemigos naturales después de la aplicación de insecticidas orgánicos en noviembre y diciembre (oxidemeton metil, paratión, DDT y BHC).

Respecto a sus insectos depredadores, las familias Coccinellidae (Coleoptera) y Chrysopidae (Neuroptera) se presentaron durante todo el ciclo del cultivo, excepto durante la etapa de botón para Chrysopidae (enero) (Figura 6, Anexo 5). Así como lo observado en las evaluaciones, Coccinellidae y Chrysopidae también se presentaron durante todo el año para el valle de Ica (Ica) (Cárdenas y Valencia 1970) y de Tambo (Arequipa) (González 1962; Ingunza y González 1964) respectivamente.

Coccinellidae se estableció rápidamente al inicio del cultivo, registrando una densidad máxima de 0.66 individuos en la etapa de desarrollo vegetativo (diciembre), coincidiendo con la disminución poco tiempo después de la máxima infestación de *A. gossypii*; mientras que Chrysopidae pudo establecerse efectivamente recién a partir de la etapa de floración (febrero). Empezando la etapa de fructificación ambas familias presentaron al mismo

tiempo niveles de 0.66 y 0.67 individuos de Coccinellidae y Chrysopidae respectivamente en febrero, y 0.57 y 0.6 individuos de Coccinellidae y Chrysopidae en marzo, justo poco tiempo antes del segundo nivel alto del pulgón (Figura 6, Anexo 5).

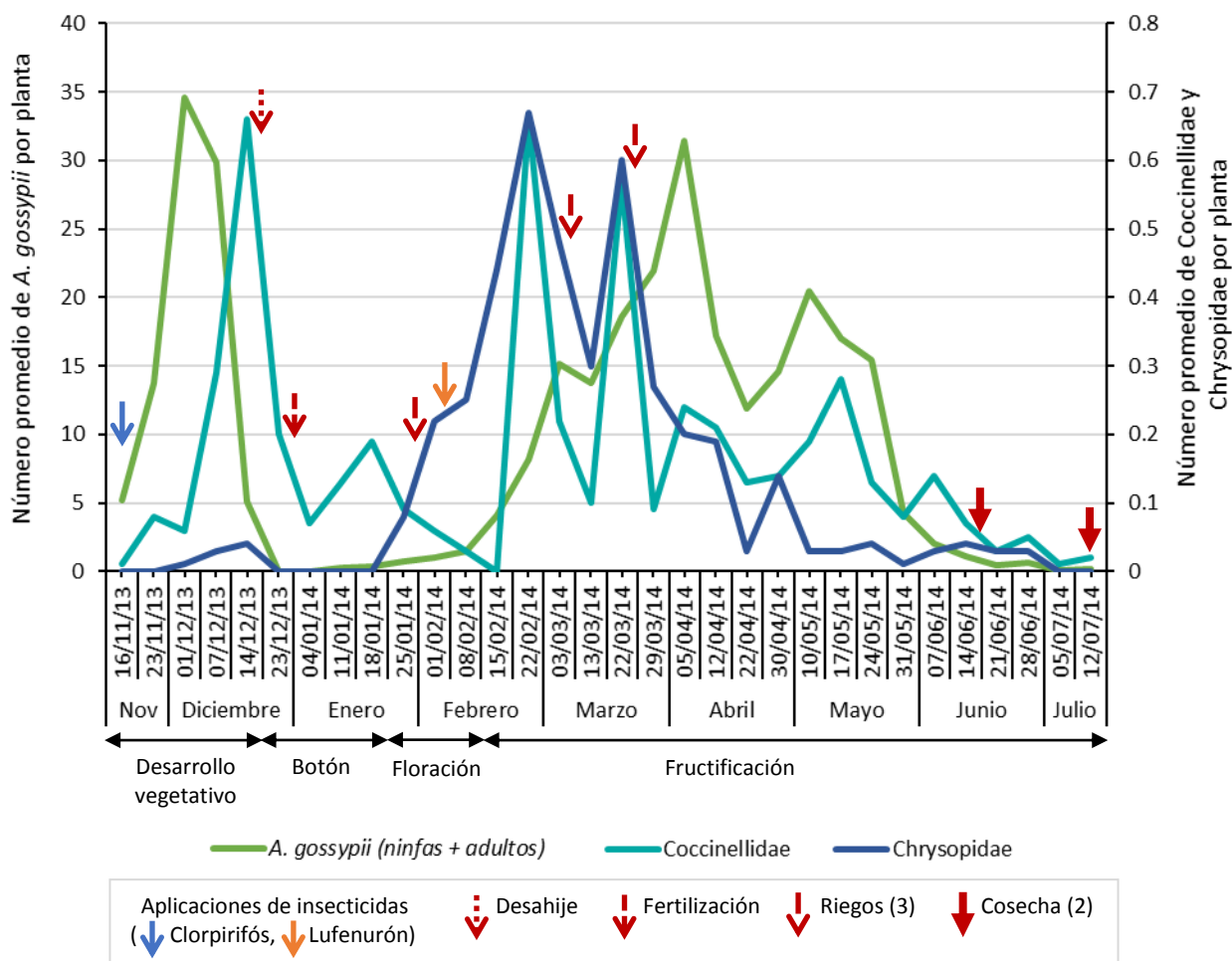


Figura 6: Fluctuación poblacional de *A. gossypii* (ninfas + adultos), Coccinellidae y Chrysopidae mediante la técnica de evaluación directa de la planta en el cultivo del algodón en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima.

Se puede apreciar que los niveles de población de Coccinellidae y Chrysopidae están relacionados con el de *A. gossypii*, ya que conforme se desarrolla la población del áfido también se produce el establecimiento de estas dos familias de manera sincrónica, lo cual coincide con lo citado por Beingolea (1959), Wells *et al.* (2001) y Rathod y Bapodra (2004), en cultivos de algodón en Perú (costa central), Estados Unidos e India respectivamente para la fluctuación poblacional de Coccinellidae y *A. gossypii*. Siendo también un punto importante que Coccinellidae sea considerado un componente valioso del complejo de enemigos naturales de *A. gossypii* en este cultivo, que, a pesar de ser

polífago, depende en gran parte de la presencia de áfidos, tal como señalaron Beingolea (1959), Knutson y Ruberson (1996) y Wells *et al.* (2001).

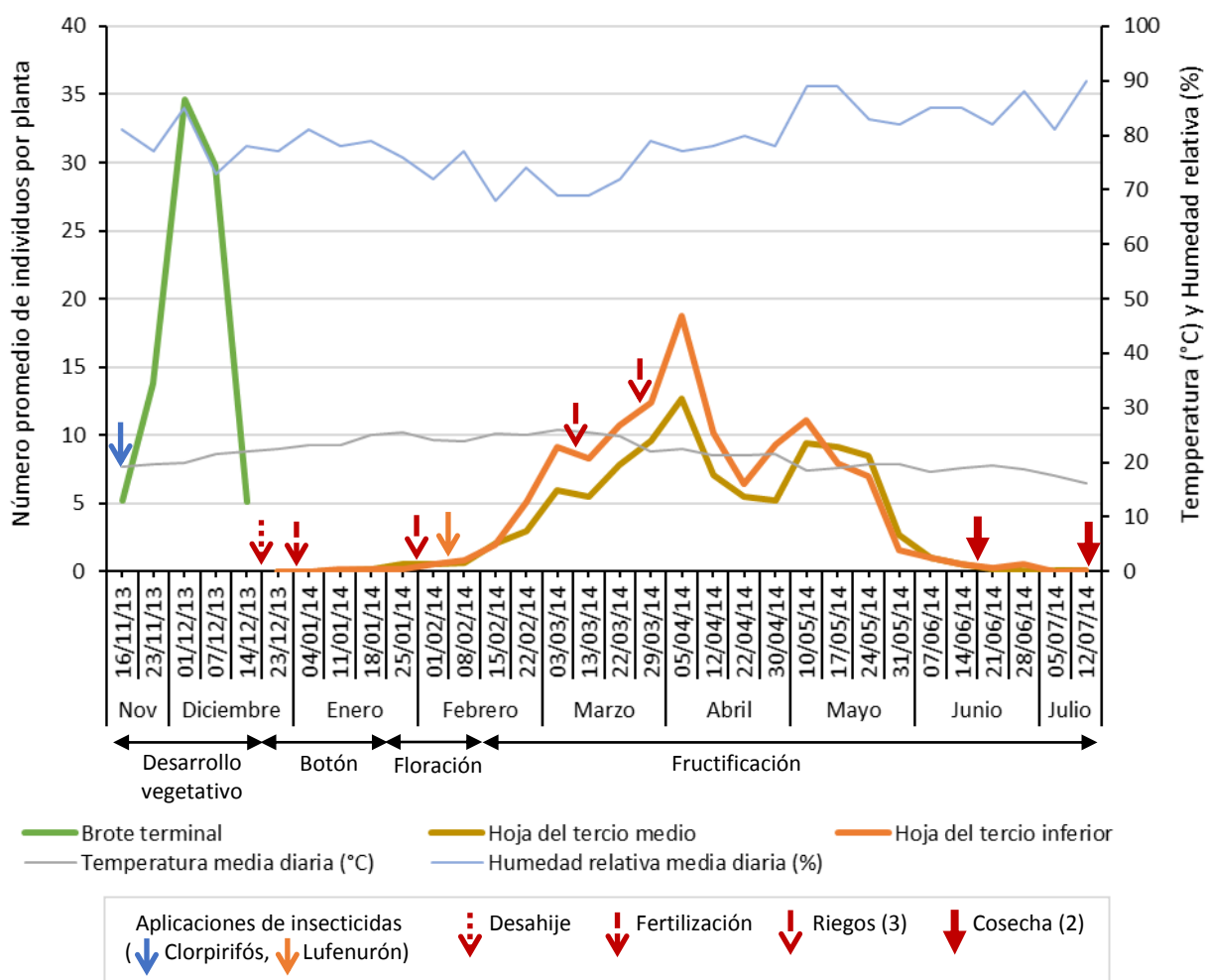


Figura 7: Fluctuación poblacional de *A. gossypii* (ninfas + adultos) por órganos mediante la técnica de evaluación directa de la planta en el cultivo del algodón en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima.

A partir de la etapa de fructificación, se observó una mayor población de *A. gossypii* en el tercio inferior que en el medio (Figura 7, Anexo 5), sin embargo, mediante el análisis estadístico U de Mann - Whitney no se encontraron diferencias (Anexo 7 y 8). Estos resultados muestran similitud con Afshari *et al.* (2009) (Irán) en plantas de algodón de *G. hirsutum* cultivar Sahel, a diferencia de Kern y Gaylor (1993) (cultivar DES 119 - Estados Unidos), Hollingsworth *et al.* (1995) (cultivares DPL 5415, DPL 50, DPL 51, HS 46 y Terra C 40 - Estados Unidos) y Celini y Vaillant (2004) (cultivar SR1F4 - República Centroafricana) (citados por Afshari *et al.* 2009) en plantas de *G. hirsutum*, quienes sí encontraron diferencias entre el tercio medio e inferior.

Esta estratificación se relaciona con la edad o arquitectura de la planta, concentración de aminoácidos libres, contenido de oligosacáridos y polisacáridos, densidad de savia o cantidad de agua de las hojas, y regiones nutricionalmente superiores de la planta, como lo explicado por Weismann *et al.* (1970), Slosser *et al.* (1992), Hardee *et al.* (1994) (citados por Ebert y Cartwright 1997), Marur *et al.* (1994), Fernandes *et al.* (2001) y McCornack *et al.* (2008) (citados por Fernandes *et al.* 2012).

Se registró que el rango de la desviación estándar en cada una de las evaluaciones de *A. gossypii* fue muy variable, siendo en algunos casos muy altos (sobre todo en la etapa de desarrollo vegetativo) (Figura 4), lo cual coincide con el tipo de distribución de los pulgones (agregada), especificado por Robert *et al.* (1988) (citados por Kapatatos *et al.* (1996), Denechere (1981), Zhang *et al.* (1998) y Celini y Vaillant (2004) (citados por Afshari *et al.* (2009).

4.2.2. *Chloridea virescens* (Lepidoptera: Noctuidae)

Se encontraron valores muy bajos de *C. virescens* durante el periodo del cultivo (desde mediados de diciembre hasta inicios de mayo) mediante ambas técnicas de evaluación (evaluación directa de la planta y caída por sacudida de la planta) (Figura 8 y 9, Anexo 9 y 10), registrándose a lo máximo 0.04 y 0.05 larvas por planta y por fecha de evaluación mediante la evaluación directa y caída por sacudida respectivamente. Esta escasa población larval es similar con lo citado por Sánchez y Vergara (1995) para el valle de Cañete (Lima).

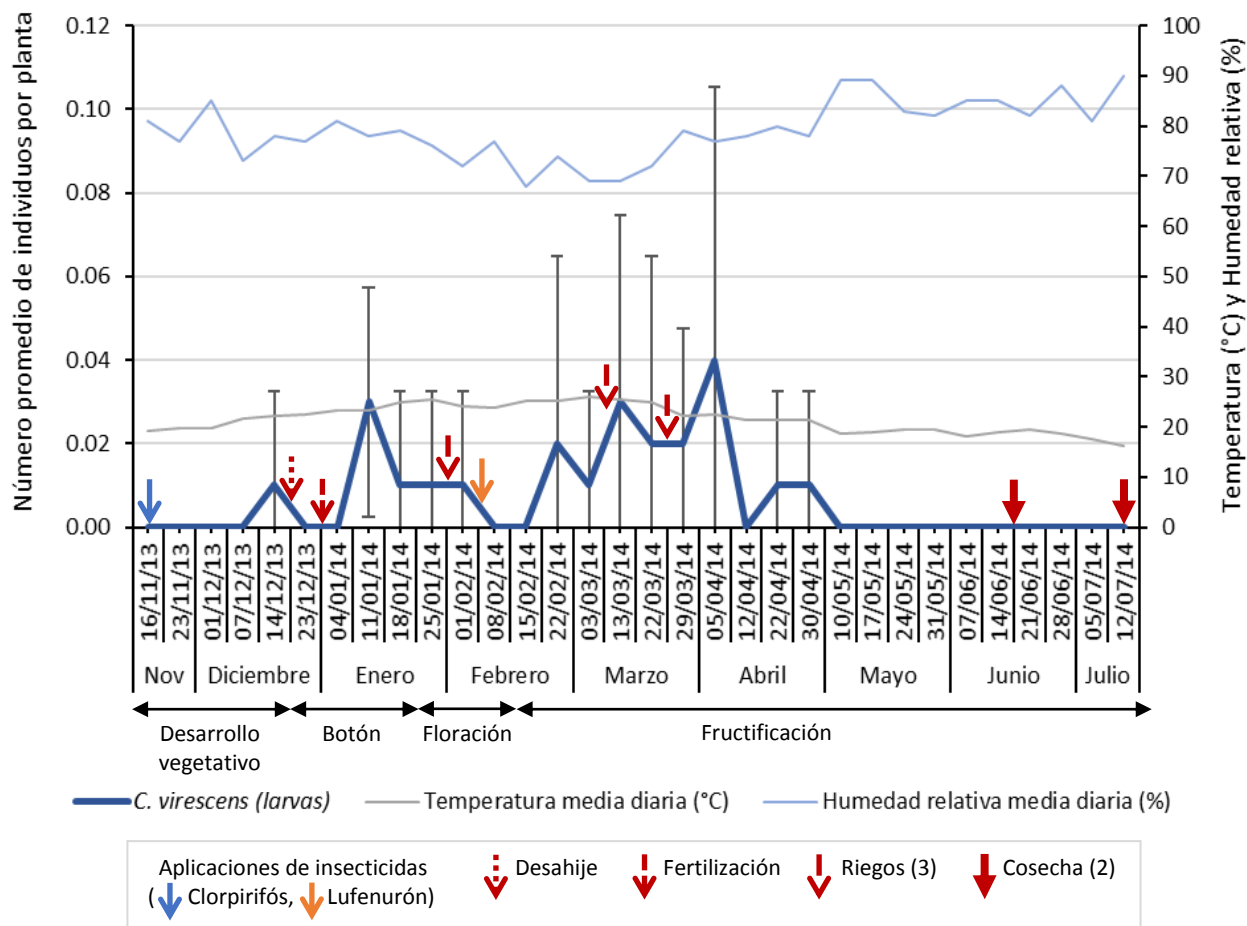


Figura 8: Fluctuación poblacional de larvas de *C. virescens* mediante la técnica de evaluación directa de la planta en el cultivo del algodón en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima.

La baja población de *C. virescens* se debe a diversos factores, siendo uno de ellos, un correcto manejo agronómico, que, mediante la fertilización y riego, limite el desarrollo de plantas suculentas, como ya lo indicaban Wille (1952), Bagley (1958), Sánchez y Sarmiento (2002), Vásquez (2004), y a la aplicación del insecticida lufenurón contra esta plaga, aunque antes de su aplicación igualmente se registraron valores muy bajos de su población.

Otro factor clave es lo ecológico, tanto por las condiciones climáticas, lo que fue también mencionado por Wille (1952), Korytkoski *et al.* (1966), Aguilar (1969) y Sánchez y Sarmiento (2002), como biológico, citado ya por Wille (1952), Herrera (1963, 1987), Aguilar (1969), Korytkowski *et al.* (1966), Sánchez y Sarmiento (2002) y Vásquez (2004), siendo entonces el componente más importante en la escasa población de *C. virescens* durante toda su evaluación en este cultivo, la abundancia y diversidad de sus enemigos

naturales colectados, primordialmente insectos depredadores, inclusive mucho mayor que el de la plaga (Figura 10 y 11, Anexo 9 y 10).

A partir de mayo hasta el término del cultivo *C. virescens* ya no se registró en el campo, lo cual se relaciona al desarrollo avanzado del algodónero, como lo indicó Wille (1952).

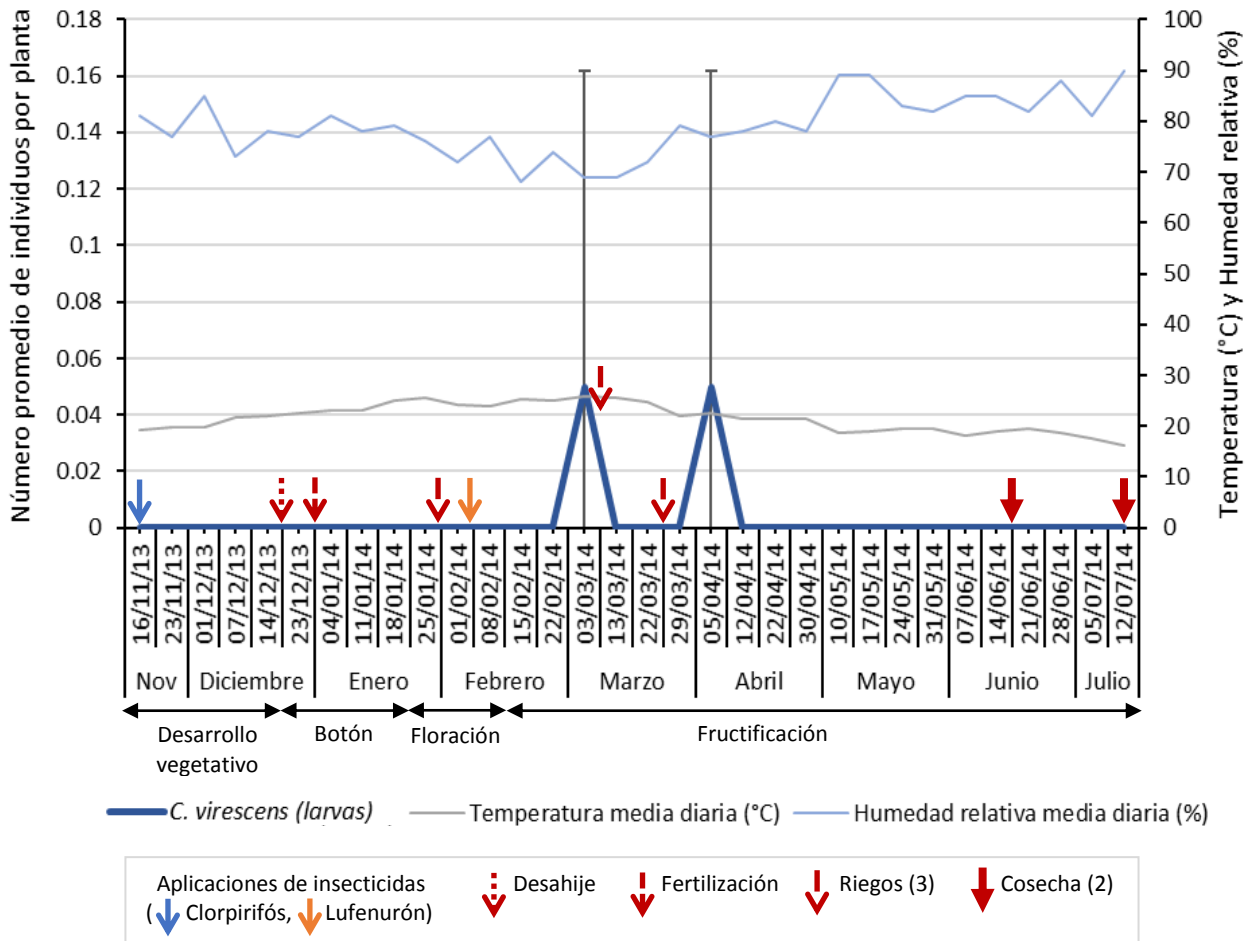


Figura 9: Fluctuación poblacional de larvas de *C. virescens* mediante la técnica de caída por sacudida de la planta en el cultivo del algodónero en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima.

En la evaluación directa se encontró la plaga a partir de mediados de diciembre (en la etapa de desarrollo vegetativo) hasta abril (en la etapa de fructificación), constituyendo un periodo de cuatro meses y medio aproximadamente (Figura 8, Anexo 9). A diferencia de la

caída por sacudida, donde solo se halló la plaga durante mayo e inicios de abril (en la etapa de fructificación) (Figura 9, Anexo 10). Mediante el análisis estadístico U de Mann - Whitney se encontraron diferencias entre las poblaciones de larvas registradas en ambas técnicas (Anexo 11 y 12). Probablemente, la evaluación directa pudo detectar en un periodo más amplio las larvas de *C. virescens* debido a que en esta técnica se revisaron órganos específicos de la planta, en cambio, en la caída por sacudida, dependiendo de la vigorosidad de la sacudida, las larvas podrían haberse sujetado a la planta sin caer en la manta extendida en el suelo.

La desviación estándar estimada en la fluctuación poblacional de *C. virescens* en las dos técnicas de evaluación en general mostró valores altos (Figura 8 y 9), esto se debe a la preferencia del establecimiento de la especie en focos donde las plantas fueron más suculentas debido a un riego desuniforme en el campo.

Con relación a los enemigos naturales de la plaga, no se graficó la fluctuación poblacional de sus parasitoides ya que solo se recuperó un individuo durante todo el periodo del cultivo, el cual fue *Temelucha* sp. (Hymenoptera: Ichneumonidae) de una larva colectada en la quinta evaluación (en diciembre, durante la etapa de desarrollo vegetativo) (Anexo 6). Esta ausencia de parasitoides de *C. virescens* coincide con lo citado por Sánchez y Vergara (1995) para el valle de Cañete (Lima), sin embargo, es contrario a lo registrado por Ingunza y González (1964) para el valle de Tambo (Arequipa).

De los grupos depredadores de *C. virescens* se colectaron siete familias (Anthocoridae, Berytidae, Chrysopidae, Geocoridae, Hemerobiidae, Miridae y Nabidae) y 14 especies, destacando por su abundancia Miridae (Hemiptera) (455 individuos), Chrysopidae (Neuroptera) (442 individuos) y Berytidae (Hemiptera) (126 individuos), siendo las especies más abundantes *Hyalochloria denticornis* (294 individuos) en Miridae, *C. externa* (100 individuos) en Chrysopidae y *Metacanthus tenellus* (126 individuos) la única especie en Berytidae (Cuadro 4).

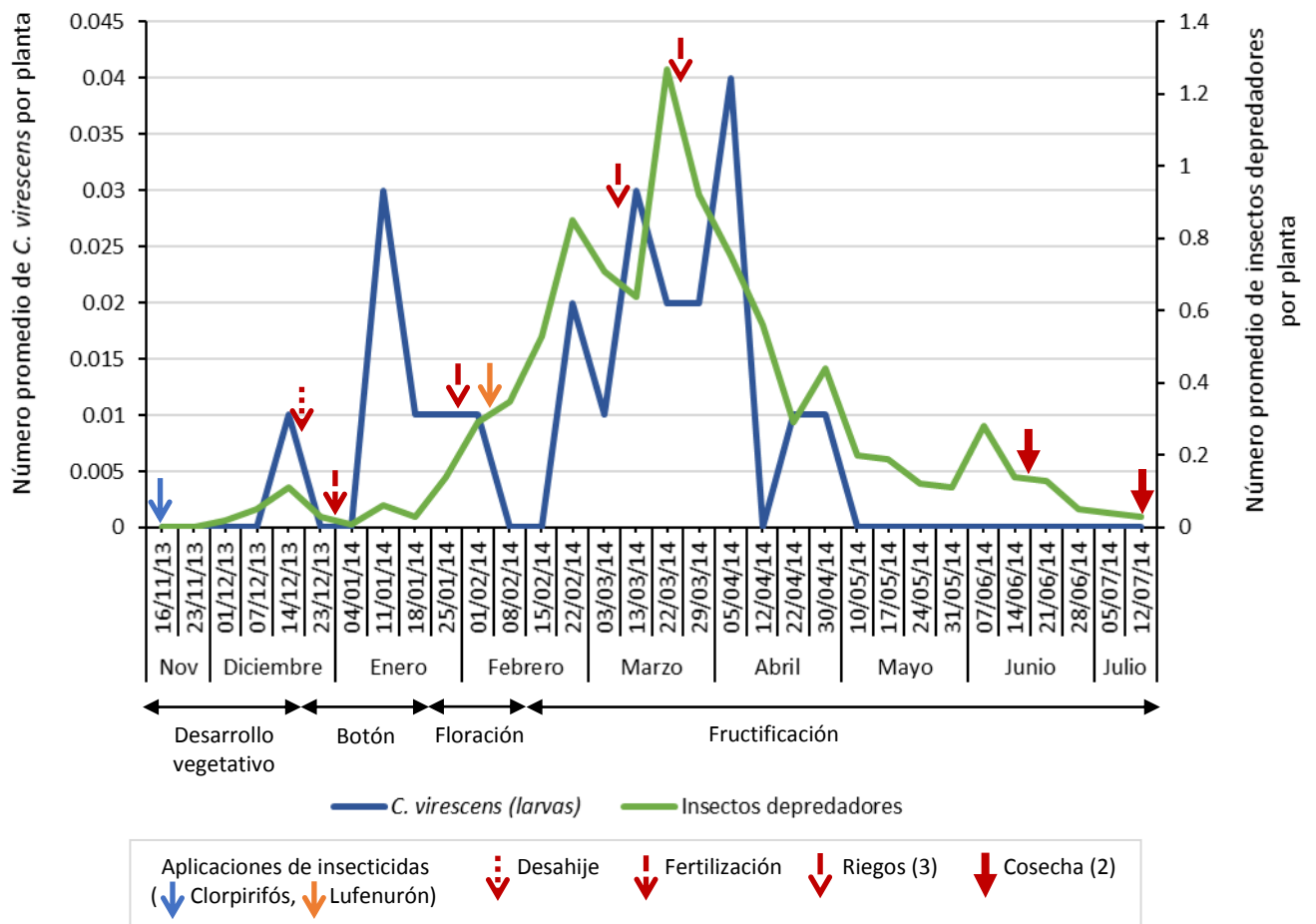


Figura 10: Fluctuación poblacional de larvas de *C. virescens* y sus insectos depredadores (Anthocoridae, Berytidae, Chrysopidae, Geocoridae, Hemerobiidae, Miridae y Nabidae) mediante la técnica de evaluación directa de la planta en el cultivo del algodón en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima.

Al analizar la abundancia de los insectos depredadores de *C. virescens* colectados mediante ambas técnicas de evaluación, se registró que ésta fue mucho mayor en comparación con la fluctuación de la plaga, alcanzando en cada una de las técnicas niveles de 1.27 y 1.7 individuos en la evaluación directa y caída por sacudida respectivamente en marzo, durante la primera mitad de la etapa de fructificación. Los insectos depredadores se encontraron durante casi todo el periodo del cultivo de algodón (Figura 10 y 11, Anexo 9 y 10). Aunque no se puede señalar que la fluctuación de *C. virescens* muestra altos niveles de su población por sus escasos valores encontrados. Se puede registrar que su mayor crecimiento poblacional coincidió con los de sus insectos depredadores en ambas técnicas de evaluación. Por lo tanto, como lo citado anteriormente, los insectos depredadores son el factor principal de la escasa población de esta plaga.

La población de insectos depredadores se incrementó paulatinamente en la primera etapa del cultivo a pesar de la aplicación de clorpirifós. Siendo este punto de mayor cautela sobre todo en los chinches depredadores, ya que la mayoría tiene un régimen de alimentación mixto (consumiendo también plantas de algodónero), por lo que son más sensibles a los insecticidas orgánicos, como lo citado por Beingolea (1959), Herrera (1963) y Sánchez y Sarmiento (2002). Probablemente, la aplicación localizada de este insecticida no permitió una mayor agresión hacia los insectos depredadores o en un caso demoró un poco más su establecimiento en el campo.

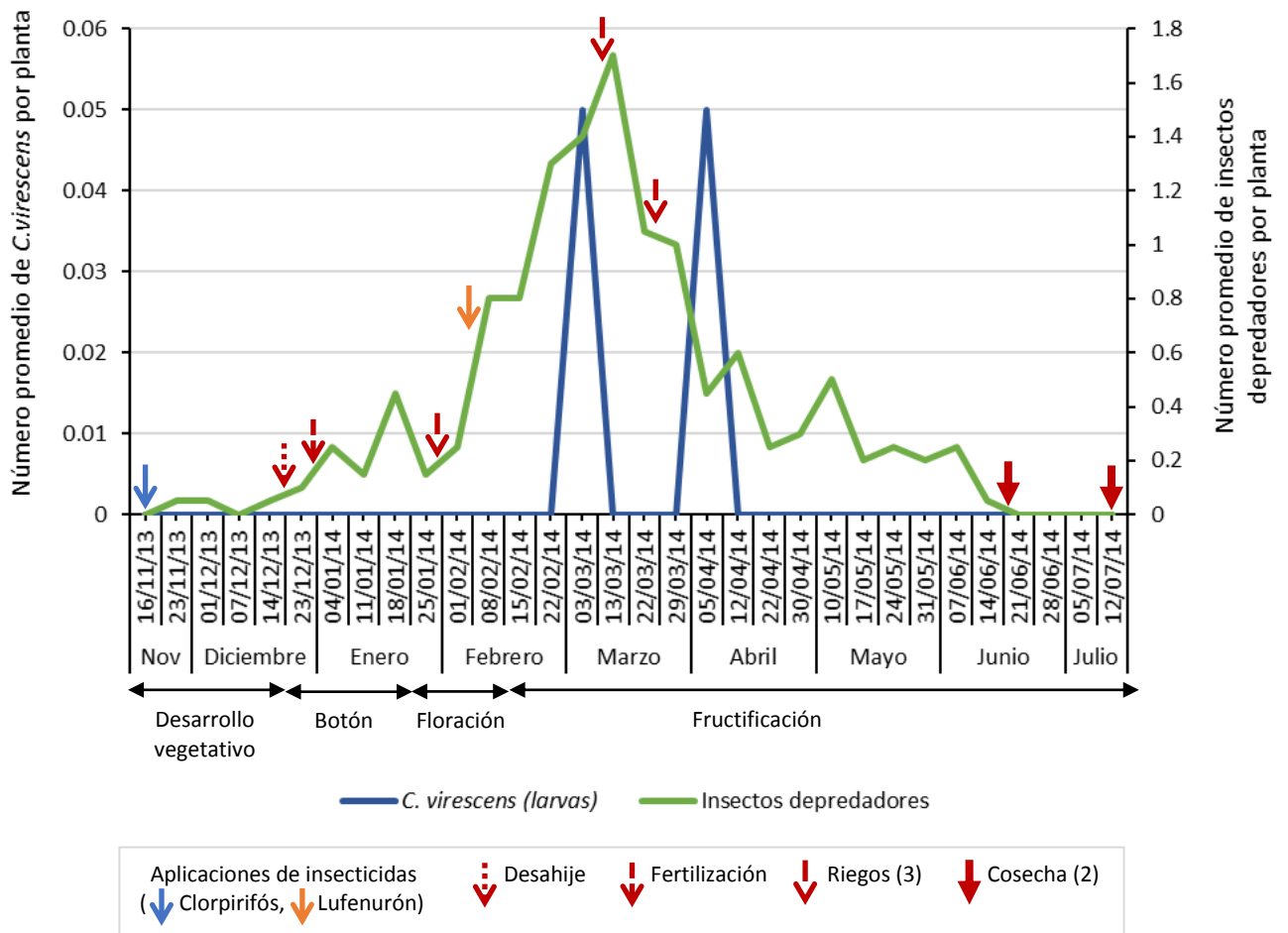


Figura 11: Fluctuación poblacional de larvas de *C. virescens* y sus insectos depredadores (Anthocoridae, Berytidae, Chrysopidae, Geocoridae, Hemerobiidae, Miridae y Nabidae) mediante la técnica de caída por sacudida de la planta en el cultivo del algodónero en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima.

Las familias más abundantes de insectos depredadores de *C. virescens* fueron Miridae (Hemiptera) y Chrysopidae (Neuroptera) mediante la evaluación directa, donde Chrysopidae se presentó durante todo el ciclo del cultivo (excepto en enero, etapa de botón), mientras que Miridae se registró a partir de febrero aproximadamente hasta el final del cultivo (desde floración) (Figura 12, Anexo 9). Miridae y Berytidae (Hemiptera) fueron las familias predominantes mediante la técnica por sacudida, hallándose la primera a partir de enero hasta mediados de junio (desde botón) y la segunda desde febrero hasta finales de junio (desde floración) (Figura 13, Anexo 10). Se puede observar que los chinches depredadores se registraron a partir de la etapa de botón o floración, en comparación a Chrysopidae, que se encontró casi al inicio del cultivo, como lo citado por Sánchez y Sarmiento (2002) para esta última familia.

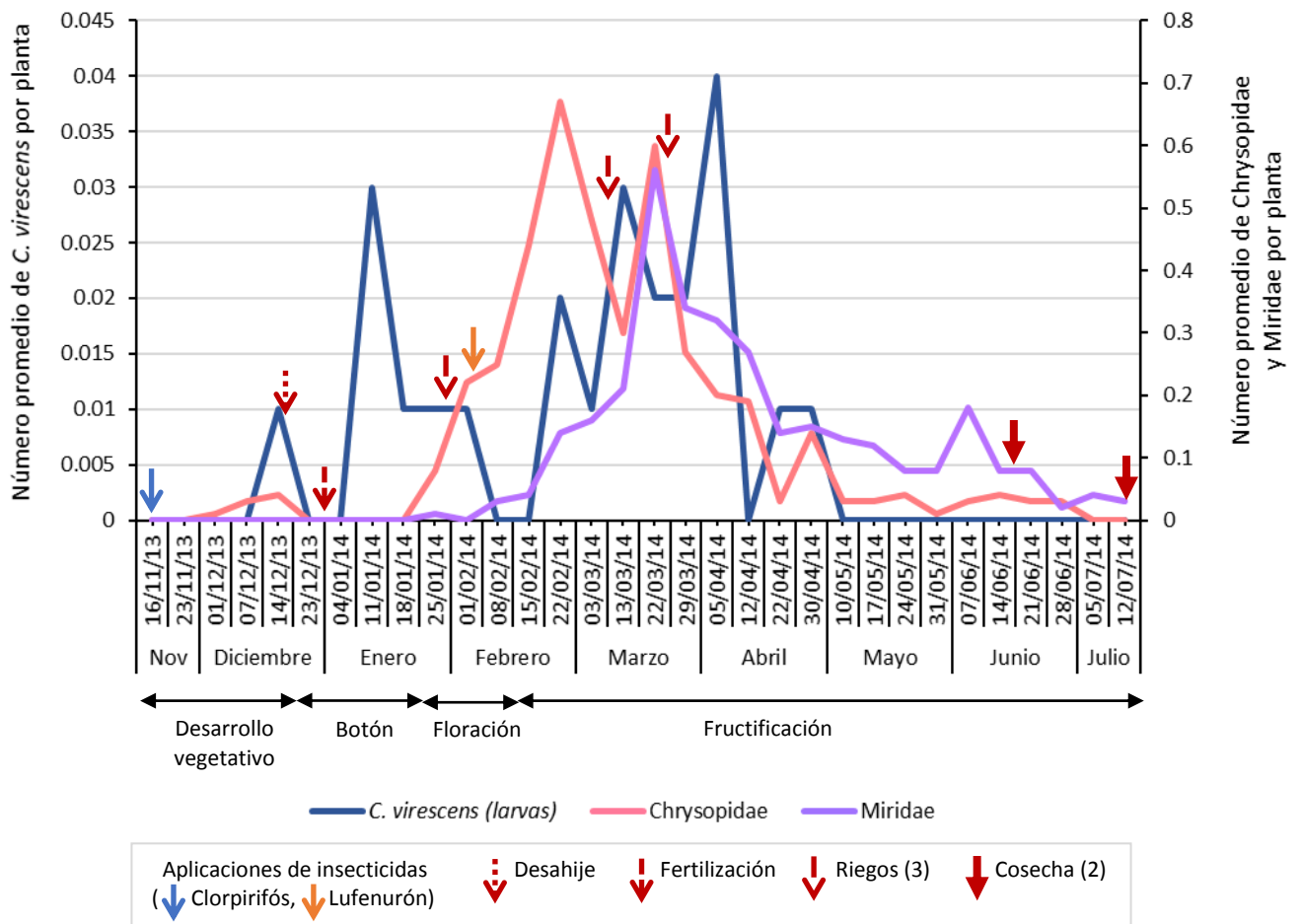


Figura 12: Fluctuación poblacional de larvas de *C. virescens*, Chrysopidae y Miridae mediante la técnica de evaluación directa de la planta en el cultivo del algodón en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima.

Chrysopidae alcanzó dos niveles altos, el primero fue de 0.67 individuos en febrero y el segundo 0.6 individuos en marzo, ambos empezando la etapa de fructificación. Miridae registró niveles de 0.56 y 1.15 individuos en marzo mediante la evaluación directa y caída por sacudida respectivamente (comenzando la etapa de fructificación). Berytidae exhibió dos niveles de 0.4 individuos en marzo y 0.35 individuos en abril, ambos durante la primera mitad de la etapa de fructificación (Figura 12 y 13, Anexo 9 y 10).

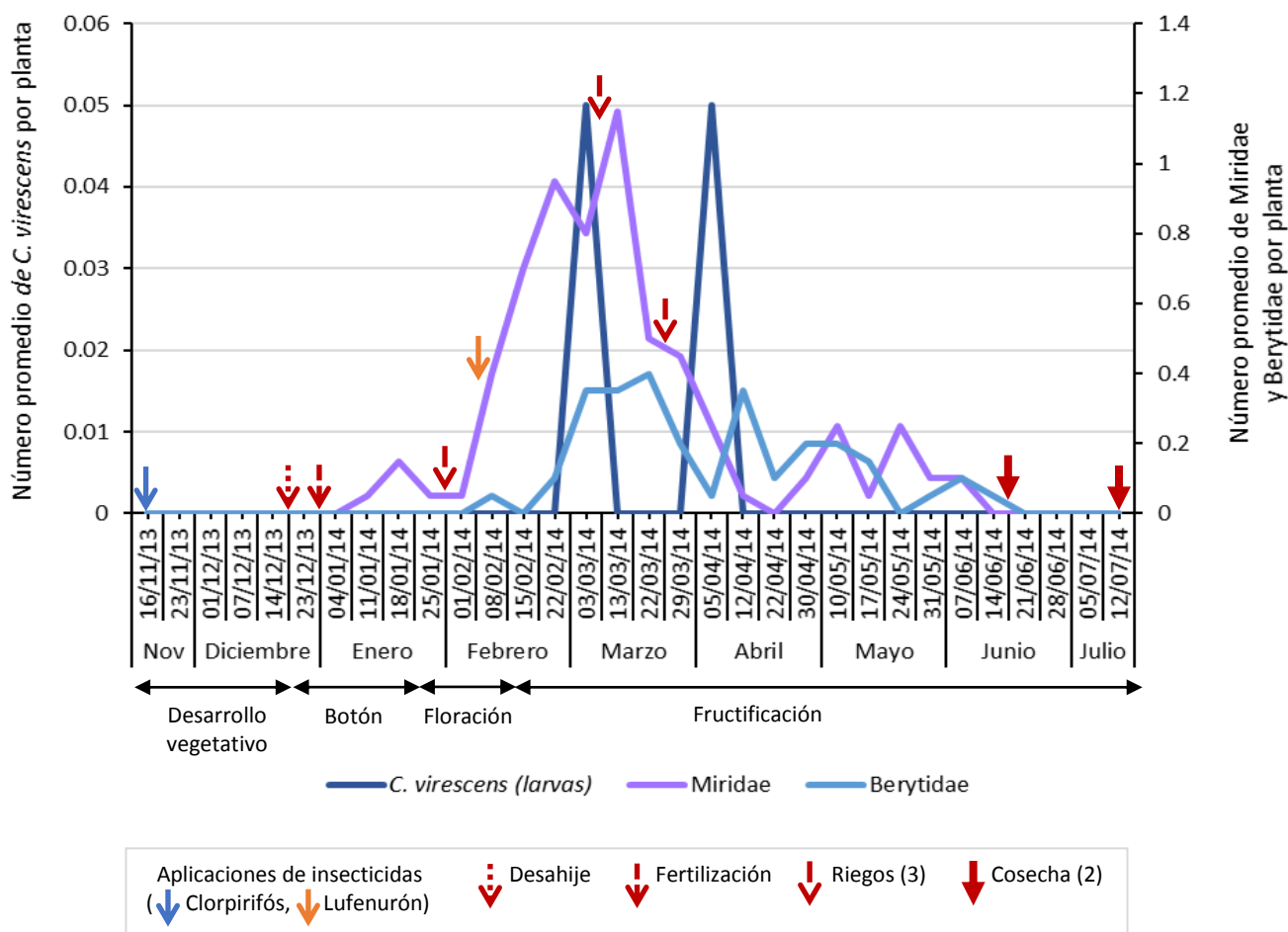


Figura 13: Fluctuación poblacional de larvas de *C. virescens*, Miridae y Berytidae mediante la técnica de caída por sacudida de la planta en el cultivo del algodónero en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima.

Se puede observar entonces una relación sincronizada entre la presencia y desarrollo de los niveles altos de estas familias depredadoras y la ocurrencia de *C. virescens*, sobre todo a partir de la etapa de floración. Probablemente Miridae es la familia más importante en el control de *C. virescens* en este estudio por ser una de las de mayor abundancia encontrada en ambas técnicas de evaluación y también coincidiendo con lo encontrado por Herrera (1961, 1963, 1987).

En todas las evaluaciones de esta especie plaga se registraron que su población fue generalmente mayor en el tercio medio que en el inferior (Figura 14, Anexo 9), encontrándose diferencias mediante el análisis estadístico U de Mann - Whitney (Anexo 13 y 14). Esto se debe a la preferencia de la postura de huevos por los brotes terminales del algodonero y muchas veces directamente en los botones y bellotas del tercio superior de la planta, tal como lo detallado por González (1966) y Sánchez y Sarmiento (2002).

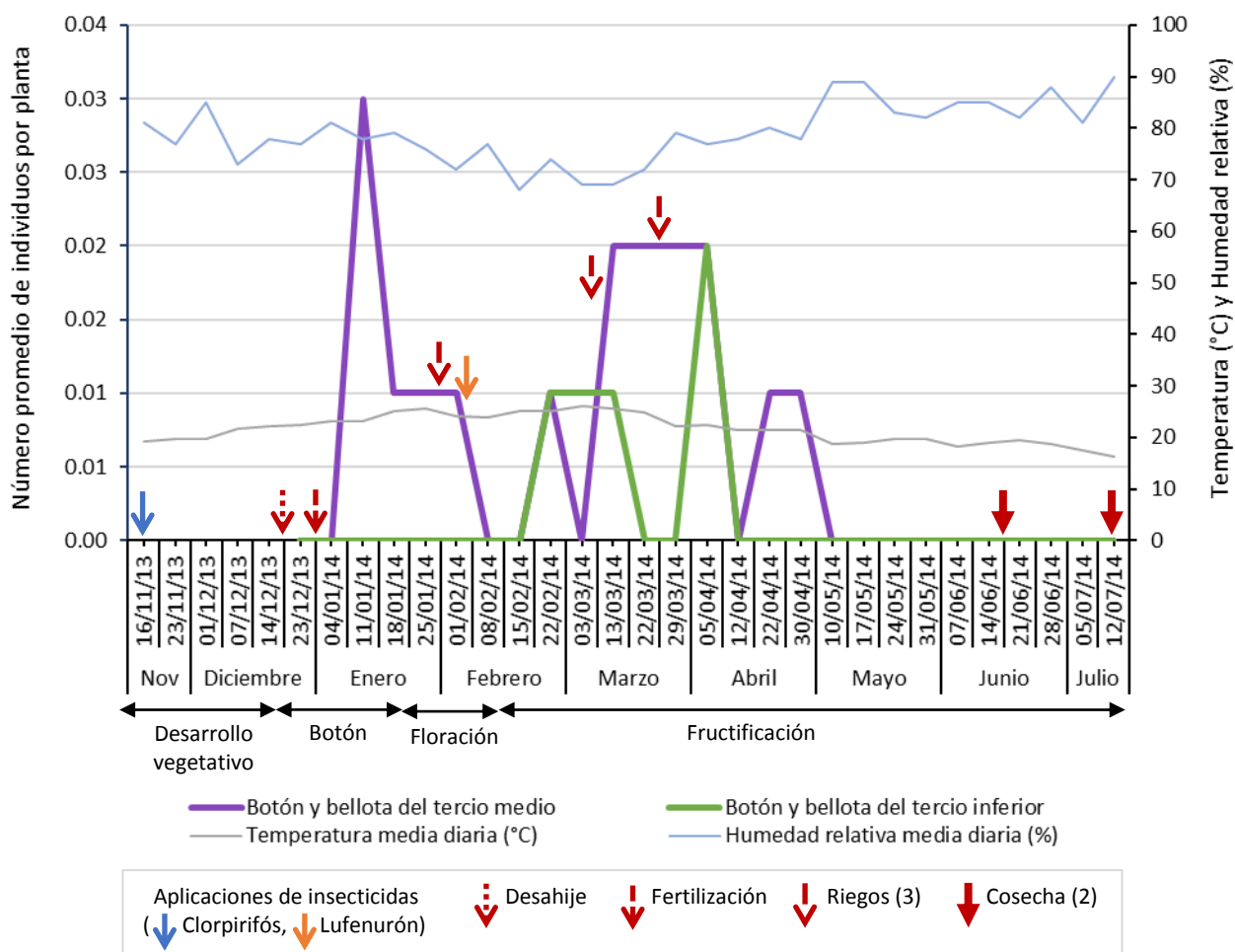


Figura 14: Fluctuación poblacional de larvas de *C. virescens* en botones y bellotas del tercio medio e inferior mediante la técnica de evaluación directa de la planta en el cultivo del algodonero en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima.

Al examinar la presencia de larvas de *C. virescens* entre los botones y bellotas durante la etapa de fructificación (Figura 15, Anexo 9), no se encontraron diferencias mediante el análisis estadístico U de Mann - Whitney (Anexo 15 y 16). Esto demuestra su preferencia por botones florales que siempre están presentes en toda la planta. También se relaciona a que, durante la etapa de fructificación, conforme las plantas maduraban, disminuyeron en

varias ocasiones el número de botones encontrados y evaluados en el campo en comparación con el número de bellotas, por lo que probablemente sería aprovechado por la plaga para poder continuar su ciclo alimentándose de bellotas.

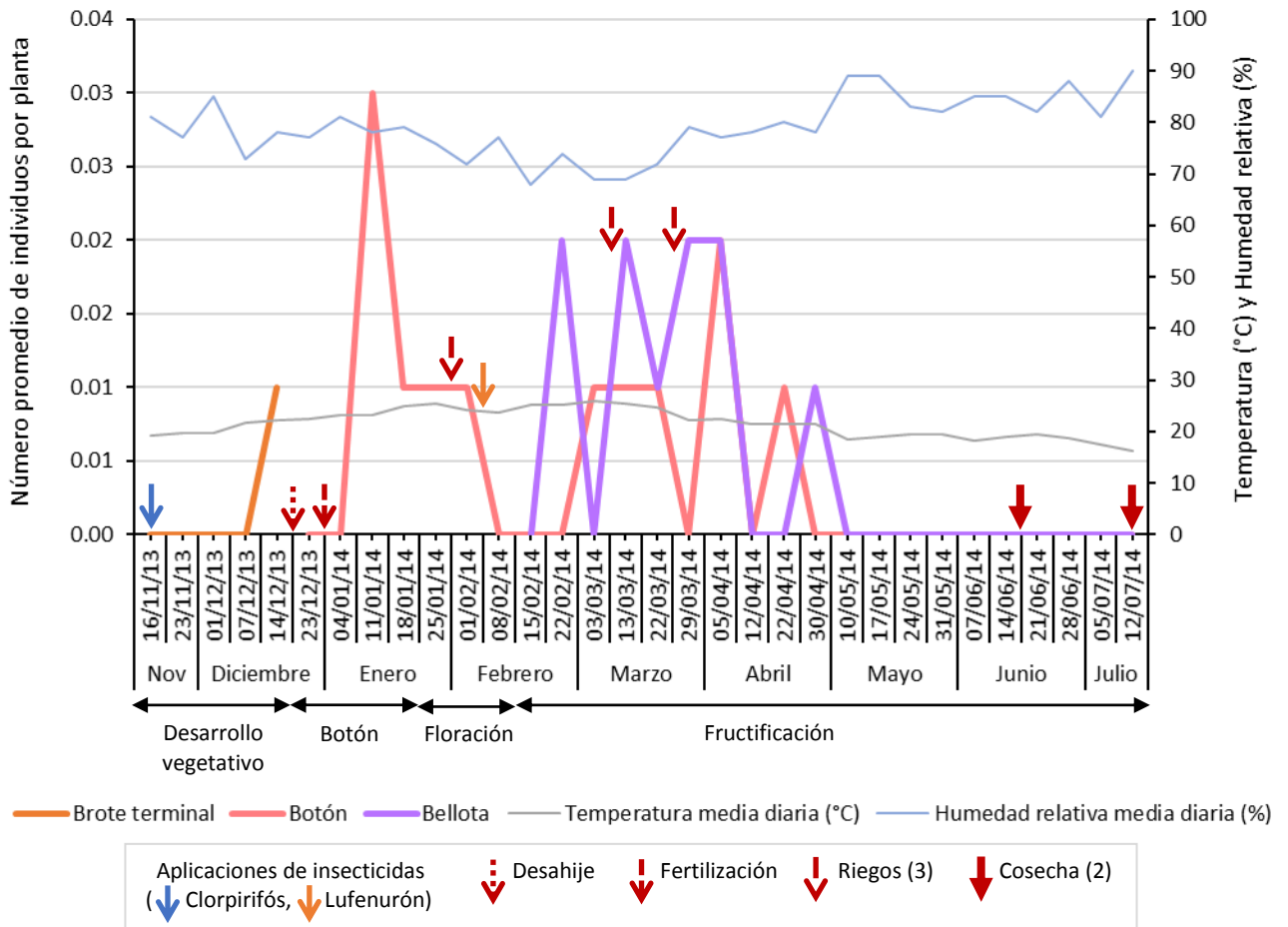


Figura 15: Fluctuación poblacional de larvas de *C. virescens* por órganos mediante la técnica de evaluación directa de la planta en el cultivo del algodón en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima.

4.2.3. *Anthonomus vestitus* (Coleoptera: Curculionidae)

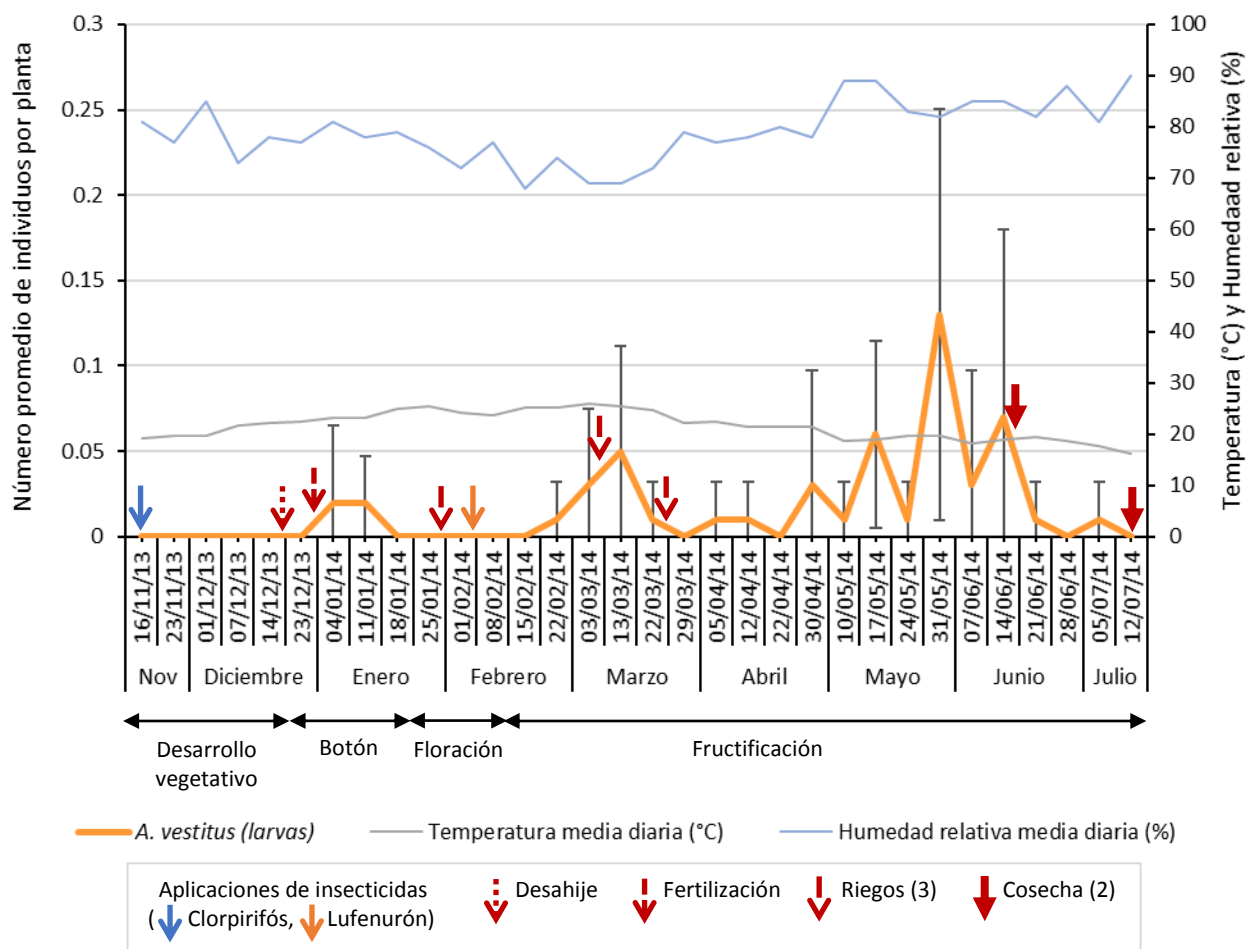


Figura 16: Fluctuación poblacional de larvas de *A. vestitus* en botones mediante la técnica de evaluación directa de la planta en el cultivo del algodón en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima.

En general, la evaluación de *A. vestitus* para ambas técnicas registró una baja población (Figura 16, 17 y 18, Anexo 17 y 18). Las larvas fueron observadas desde la primera evaluación de botones y estuvieron presentes durante casi todo el periodo del cultivo (excepto en la floración), su mayor población fue de 0.13 individuos registrados en mayo en la etapa de fructificación (Figura 16, Anexo 17). Mientras que los adultos registrados mediante la misma técnica (evaluación directa) resultó en una más escasa población que el de las larvas, observándose solamente su presencia durante marzo y abril (durante la primera mitad de la etapa de fructificación) y registrándose a lo máximo 0.02 individuos (en marzo y abril) (Figura 17, Anexo 17).

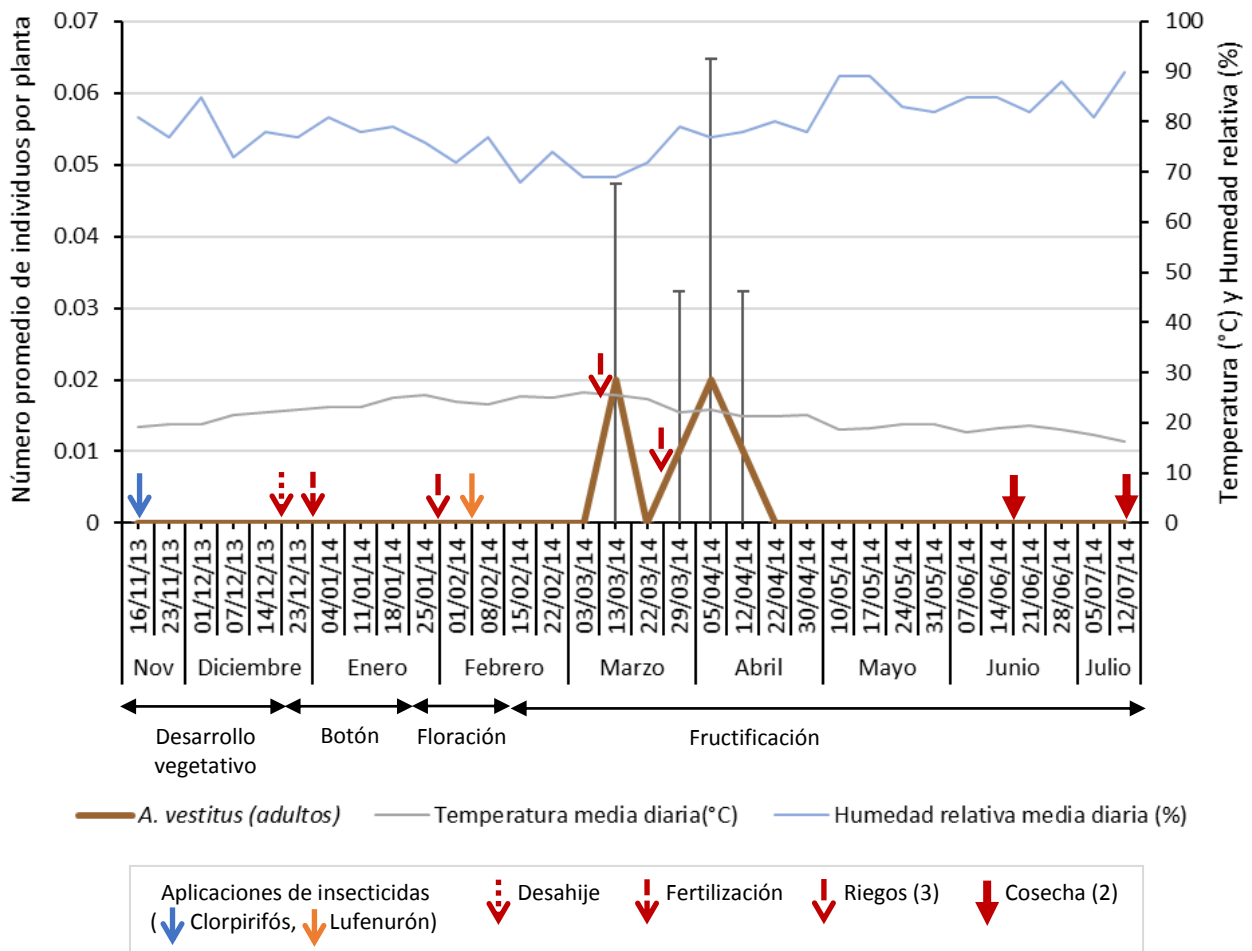


Figura 17: Fluctuación poblacional de adultos de *A. vestitus* en flores mediante la técnica de evaluación directa de la planta en el cultivo del algodón en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima.

La población de adultos registrados mediante la técnica de caída por sacudida fue mayor y más prolongada que el de la evaluación directa, encontrándose en fases intermitentes durante todo el periodo de evaluación, habiendo intervalos de hasta cinco evaluaciones continuas sin observarse en campo, y su mayor población se halló en junio con 0.3 individuos en la etapa de fructificación (Figura 18, Anexo 18). Asimismo, se hallaron diferencias entre las poblaciones de adultos en ambas técnicas mediante el análisis estadístico U de Mann - Whitney (Anexo 19 y 20). Esto se debe a que mediante la caída por sacudida involucraba a todos los botones y/o flores de cada planta, y por ser un insecto pequeño y de desplazamiento limitado, *A. vestitus* es colectado rápidamente y en mayor cantidad, en comparación con la evaluación directa ya que solo se evaluaron tres flores por planta.

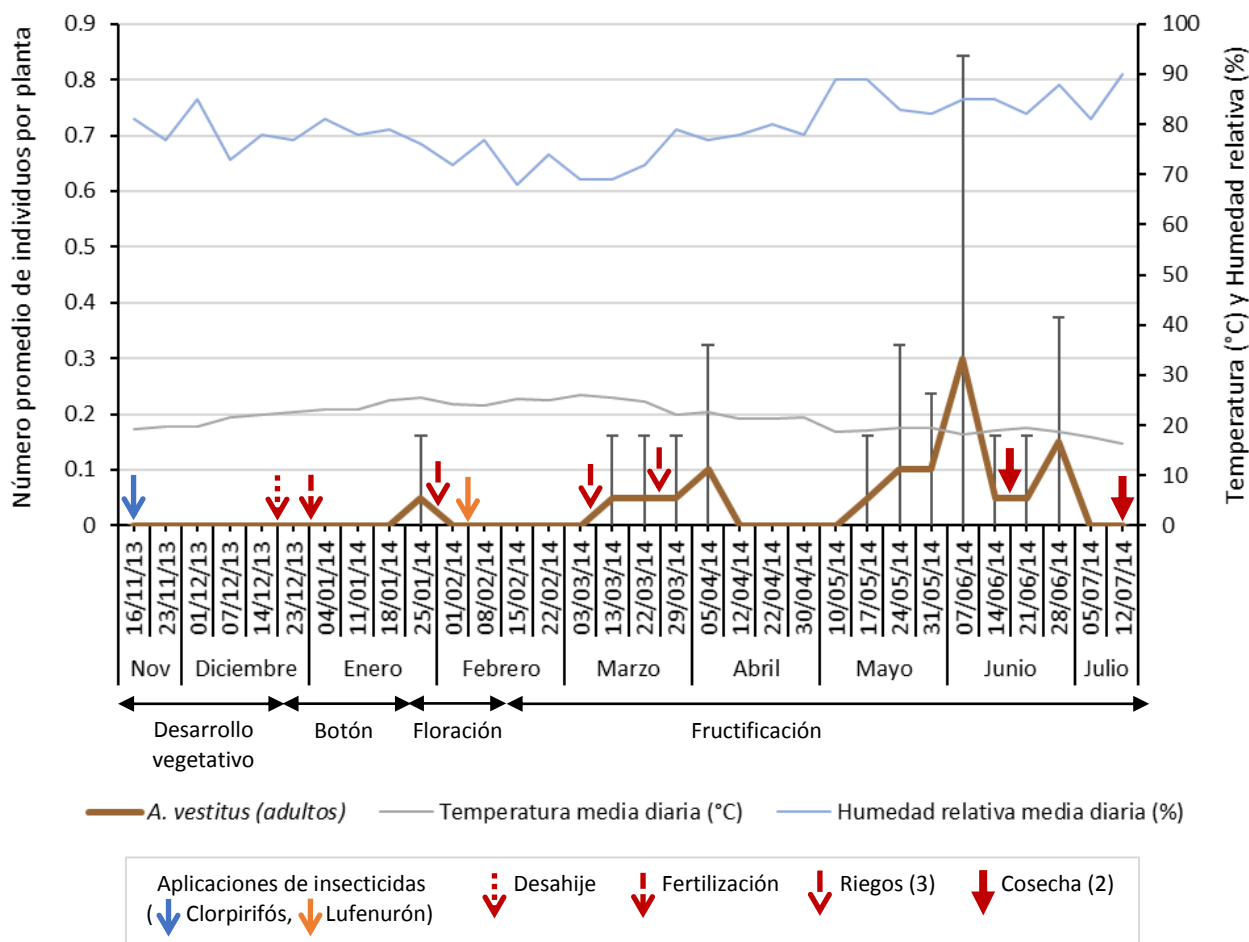


Figura 18: Fluctuación poblacional de adultos de *A. vestitus* mediante la técnica de caída por sacudida de la planta en el cultivo del algodón en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima.

Al comparar las poblaciones de larvas y adultos se puede observar que se registró primero la población de larvas antes que la de adultos, probablemente porque el establecimiento inicial de este último fue muy escaso. Conforme se desarrollaba el cultivo, especialmente durante la etapa de fructificación, se corroboró una singular sincronización entre ambas poblaciones, presentándose en periodos similares de tiempo, y aumentando o disminuyendo en ciclos algo semejantes. Sin embargo, en cuatro evaluaciones se halló un mayor crecimiento de la población de adultos en contraste al detrimento de la población de larvas, esto se debe posiblemente a la menor posibilidad de encontrar botones infestados por la plaga en la planta evaluada debido a la caída de estos como mecanismo de defensa del algodón, tal como lo citado por Wille (1952) y Sánchez y Sarmiento (2002) (Figura 19, Anexo 21).

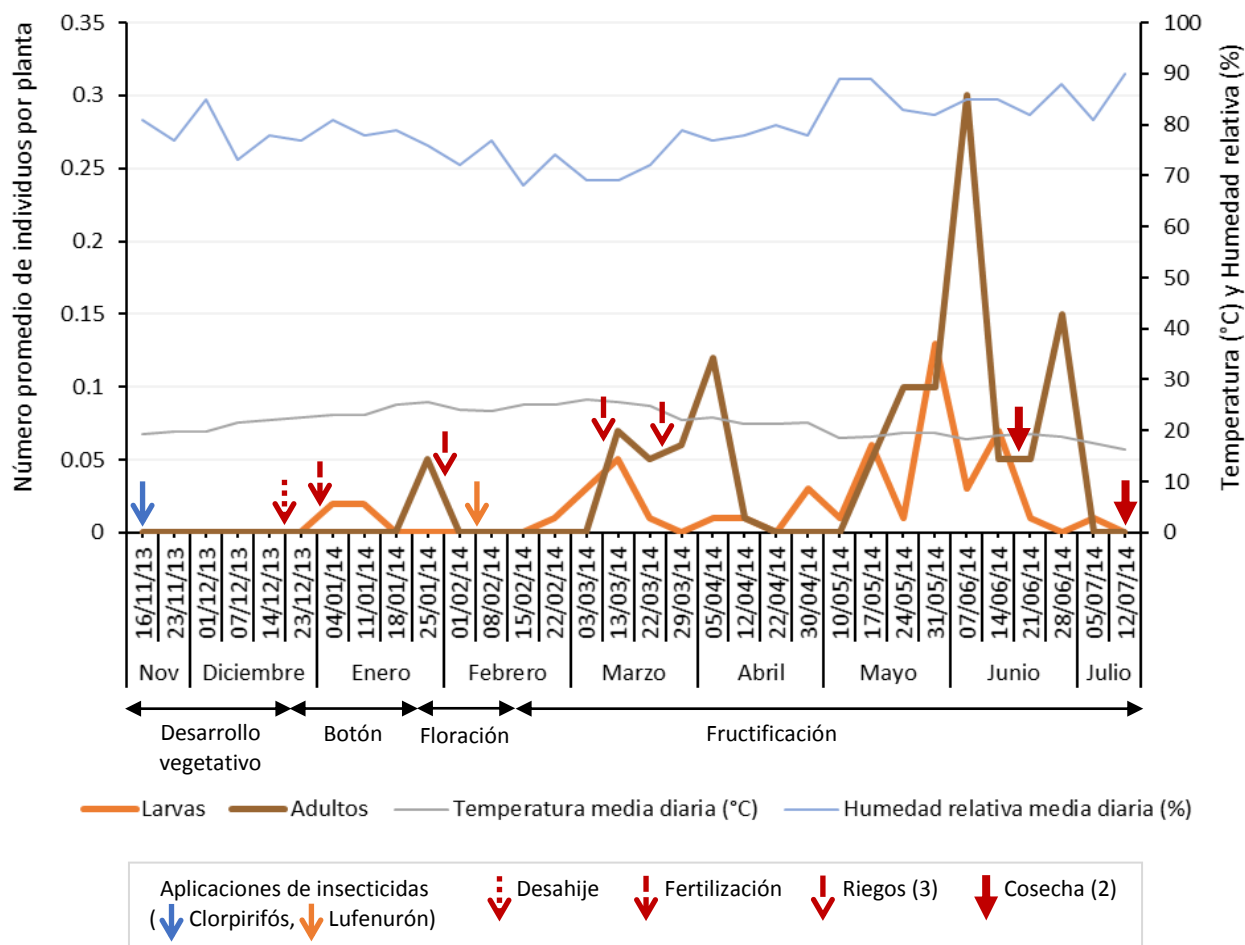


Figura 19: Fluctuación poblacional de larvas + adultos de *A. vestitus* mediante las técnicas de evaluación directa y caída por sacudida de la planta en el cultivo del algodónero en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima.

La baja población de larvas + adultos de *A. vestitus* en este estudio coincide con la referencia dada por Sánchez y Vergara (1995) y Aguilar (1969) para los valles de Cañete (Lima) y Mala (Lima) respectivamente. Esto se debe a un buen manejo agronómico del cultivo evaluado (fertilización y riegos controlados y una adecuada densidad de plantas), limitando el excesivo crecimiento vegetativo del algodónero, lo cual coincide con lo mencionado por Vásquez (2004). Sin embargo, a pesar de la escasa población de la plaga, se observó un ligero aumento de esta entre mayo y junio, debido a las características climáticas favorables en ese periodo, como lo citado por Wille (1952) para la costa central.

Con relación a sus parasitoides evaluados, no se graficó su fluctuación poblacional ya que solo se registró un individuo durante todo el periodo del cultivo, el cual fue *Pteromalus* sp. (Hymenoptera: Pteromalidae) de una larva colectada en la veinticuatroava evaluación (en mayo) (Anexo 6). Este resultado coincide con el bajo porcentaje de parasitoidismo referido por Herrera y Laberry (1978) (citados por Vásquez 2004) y Sánchez y Sarmiento (2002). El parasitoide encontrado puede tratarse probablemente de *Heterolaccus townsendi*, sinónimo del nombre válido actual *Pteromalus townsendi* (Catalogue of Life 2020), el cual ha sido descrito como parasitoide de *A. vestitus* y alcanzando hasta un 36% de parasitoidismo para la costa central, como lo detallado por Sánchez y Sarmiento (2002).

4.2.4. *Dysdercus peruvianus* (Hemiptera: Pyrrhocoridae)

La población de ninfas y adultos de *D. peruvianus* se presentó a partir de febrero en escasa cantidad (en la etapa de floración), y recién en abril se incrementó rápidamente alcanzando una densidad máxima de 7.45 individuos, registrándose una alta población no obstante al control mecánico empleado mediante su colecta manual desde marzo. En los dos meses siguientes su población permaneció aproximadamente estable entre 4 a 6 individuos por fecha de evaluación, para luego decrecer rápidamente finalizando el cultivo (Figura 20, Anexo 22).

La presencia de nidos de *D. peruvianus* (número de individuos de primeros estadios ninfales al pie de la planta) se registró a partir de marzo en bajos niveles (en la etapa de fructificación), y recién en mayo su población aumentó rápidamente alcanzando dos densidades altas con 5.66 individuos en mayo y 6.46 individuos en junio, para luego volver a disminuir marcadamente hasta el término del cultivo (Figura 21, Anexo 22).

Se puede observar una sincronización en el tiempo de desarrollo entre la población de nidos y de ninfas y adultos, pues la aparición en el cultivo y formación del primer nivel alto de la población de nidos se dio un mes después del de las ninfas y adultos. Esto es lógico, pues los adultos tuvieron que establecerse primero para formar descendencia y observarse los nidos, tratándose probablemente de una población remanente y no migratoria de *D. peruvianus* por su aparición en el cultivo de manera paulatina, tal como lo citado por Lamas (1966) y Sánchez y Sarmiento (2002).

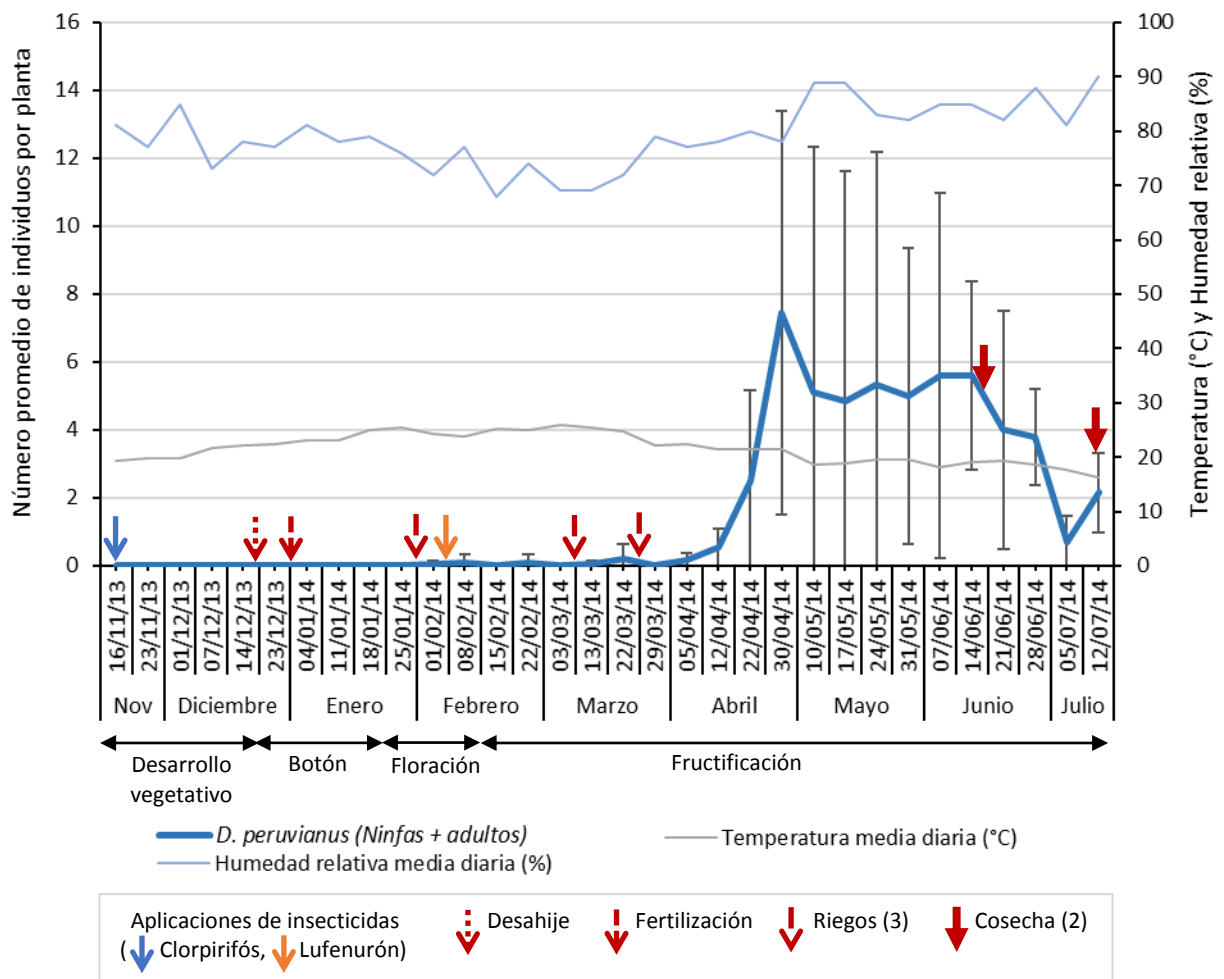


Figura 20: Fluctuación poblacional de ninfas + adultos de *D. peruvianus* mediante la técnica de caída por sacudida de la planta en el cultivo del algodón en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima.

La disminución característica de la población de nidos entre mayo y junio puede relacionarse al ligero aumento registrado en ese periodo en la población de ninfas y adultos, pudiendo haber una mayor proporción de individuos de los nidos pasando al tercer estadio, y por lo tanto perteneciendo ahora a la población de ninfas y adultos. Otro factor puede corresponder a un menor número de individuos registrados por nidos, indicado por Wille (1952) y Sánchez y Sarmiento (2002).

La presencia inicial de *D. peruvianus* pasa desapercibida por su escasa población durante febrero y marzo (desde la floración), esto coincide con lo citado por Lamas (1966). Sin embargo, en abril (en la etapa de fructificación) su población comenzó a crecer rápidamente por la presencia de semillas de algodón, su principal fuente de alimentación,

coincidiendo con lo mencionado por Wille (1952), Sánchez y Sarmiento (2002) y Vásquez (2004). Además, sus poblaciones disminuyen abruptamente después de la primera cosecha, por la menor cantidad de semillas dispuestas como alimento por el algodón cosechado en el campo.

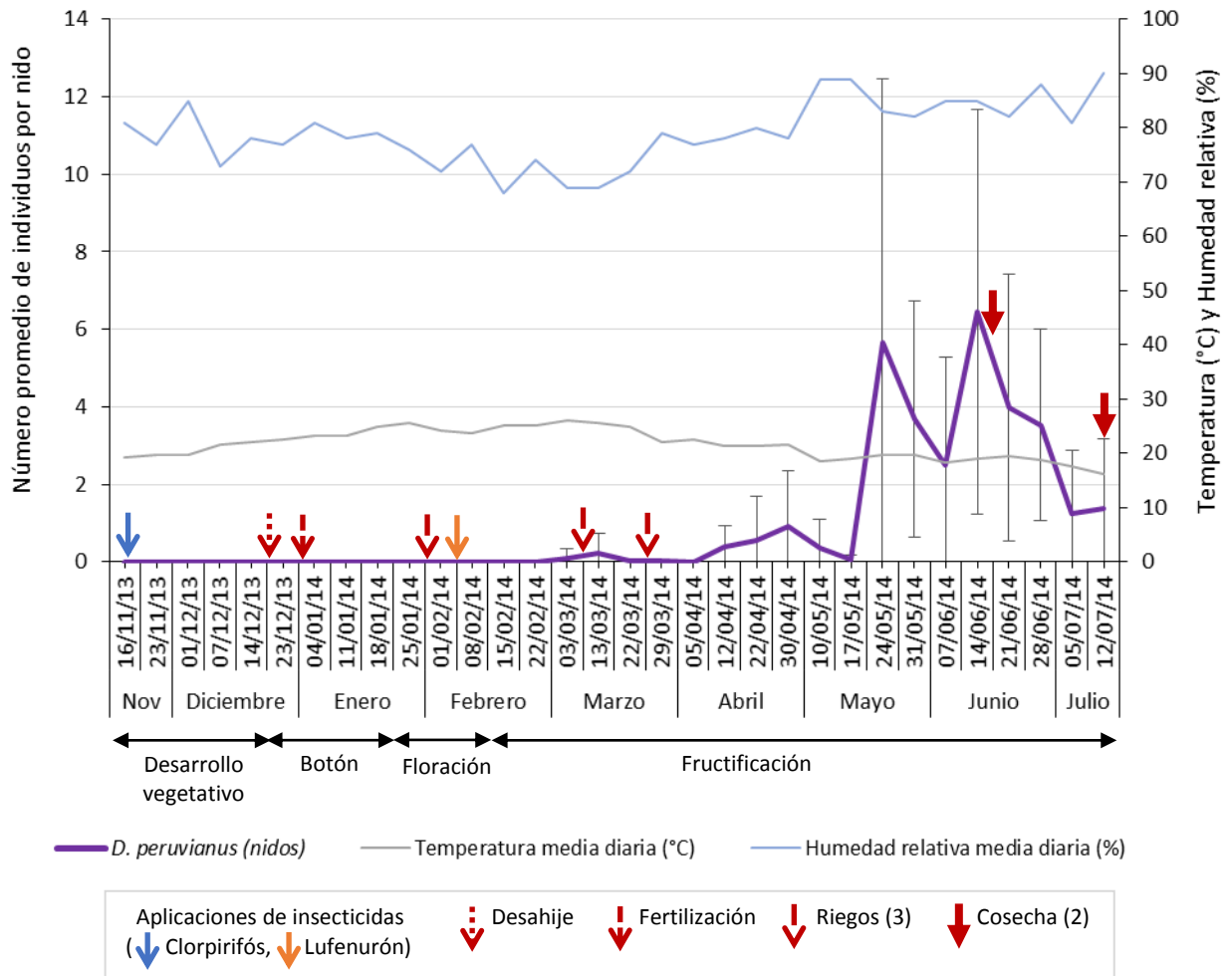


Figura 21: Fluctuación poblacional de nidos de *D. peruvianus* mediante la técnica de evaluación directa de la planta en el cultivo del algodón en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima.

El desarrollo poblacional del “arrebatiado” en este estudio también es favorecido directa o indirectamente por condiciones climáticas como una alta humedad relativa y baja temperatura registradas en el periodo de abril-junio, características coincidentes con Wille (1952, 1958) y Sánchez y Sarmiento (2002), pero a su vez limitado por un adecuado manejo agronómico del cultivo, con una densidad adecuada de plantas y casi sin presencia de malezas, para no generar un microclima propicio para la plaga, lo que fue también mencionado por Wille (1952). Sin embargo, la época de cosecha fue muy retrasada, ya que

la primera cosecha tuvo que realizarse a inicios de mayo y la segunda un mes después aproximadamente. Si bien poco antes de ese periodo se registró la densidad máxima de ninfas y adultos, si se hubieran realizado las cosechas en las fechas correctas, la infestación de la especie no hubiera continuado, ya que la población de nidos recién estaba manifestándose en el cultivo (sin reconocerse aún sus niveles altos), y por lo tanto no hubieran seguido dañando las bellotas de algodónero.

Estos factores toman especial importancia, ya que los enemigos naturales de *D. peruvianus* tienen una influencia muy limitada sobre esta especie, como lo señalado por Wille (1952), Sánchez y Sarmiento (2002), Vásquez (2004).

4.2.5. *Pectinophora gossypiella* (Lepidoptera: Gelechiidae)

No se registraron larvas de *P. gossypiella* en flores, pero sí en bellotas (Figura 22, Anexo 23). Desde la primera aparición de las bellotas, éstas fueron encontradas infestadas por las larvas en muy bajos niveles de población, sin embargo, a partir de abril se incrementó rápidamente alcanzando una densidad máxima en junio (8.6 individuos). Esta ocurrencia inicial de la plaga coincide con lo referido por Korytkowski (1984), mientras que su densidad poblacional en el cultivo evaluado contrasta con lo citado por Sánchez y Vergara (1995) para el valle de Cañete (Lima).

Como se ha mencionado anteriormente, se llevó un adecuado manejo agronómico del campo lo cual tuvo relación con el desarrollo de las plagas (como se ha citado en diversas ocasiones en esta investigación), no obstante, la época de cosecha fue muy retrasada, explicado para el caso de *D. peruvianus*. Este es el motivo más importante por el cual *P. gossypiella* se desarrolló rápidamente (debido a su alimentación de las semillas de algodónero), llegando a la densidad máxima referida. Si se hubieran realizado las cosechas en las fechas correctas, la infestación de la especie sólo hubiera llegado a los 2.2 individuos registrados poco antes de la primera semana de mayo. Corroborándose también que luego de la primera cosecha su población bajó rápidamente en las fechas siguientes hasta el término del cultivo con la segunda cosecha.

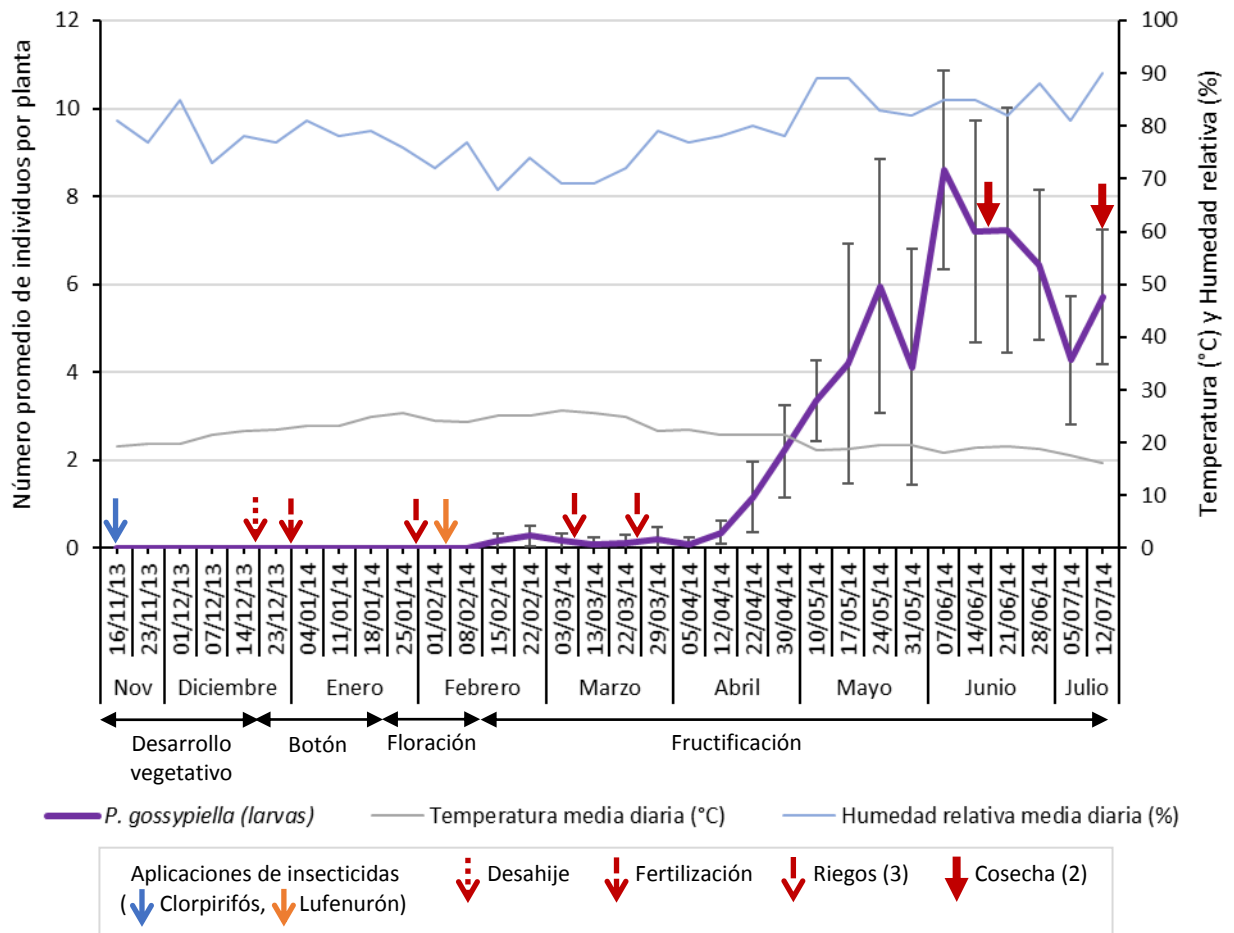


Figura 22: Fluctuación poblacional de larvas de *P. gossypiella* en bellotas mediante la técnica de evaluación directa de la planta en el cultivo del algodón en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima.

Respecto a sus enemigos naturales, no se halló ningún parasitoide emergido de las larvas durante todo el periodo de cultivo, coincidiendo con lo registrado por Sánchez y Vergara (1995) para el valle de Cañete (Lima), a diferencia de lo referido por Tejada-Rodríguez (1993) para los valles de Chira, Medio Piura y Bajo Piura (Piura), en donde sí recuperaron parasitoides de la familia Chalcididae (Hymenoptera) en pupas de la plaga.

En relación con sus insectos depredadores, no se les relacionó directamente con la fluctuación poblacional de *P. gossypiella* por la falta de efectividad de estos debido a las características biológicas de la plaga, como lo referido por Sánchez y Sarmiento (2002). Es importante recalcar que las larvas registradas del “gusano rosado” fueron aquellas que escaparon la depredación inicial de estos controladores biológicos (solo en el estado de huevo eran susceptibles, por lo que los insectos depredadores podrían haber mermado su

población en ese periodo), y ya no podrán ser afectadas por los mismos ya que las larvas se encuentran dentro de las bellotas y sus enemigos naturales no pueden alcanzarlas.

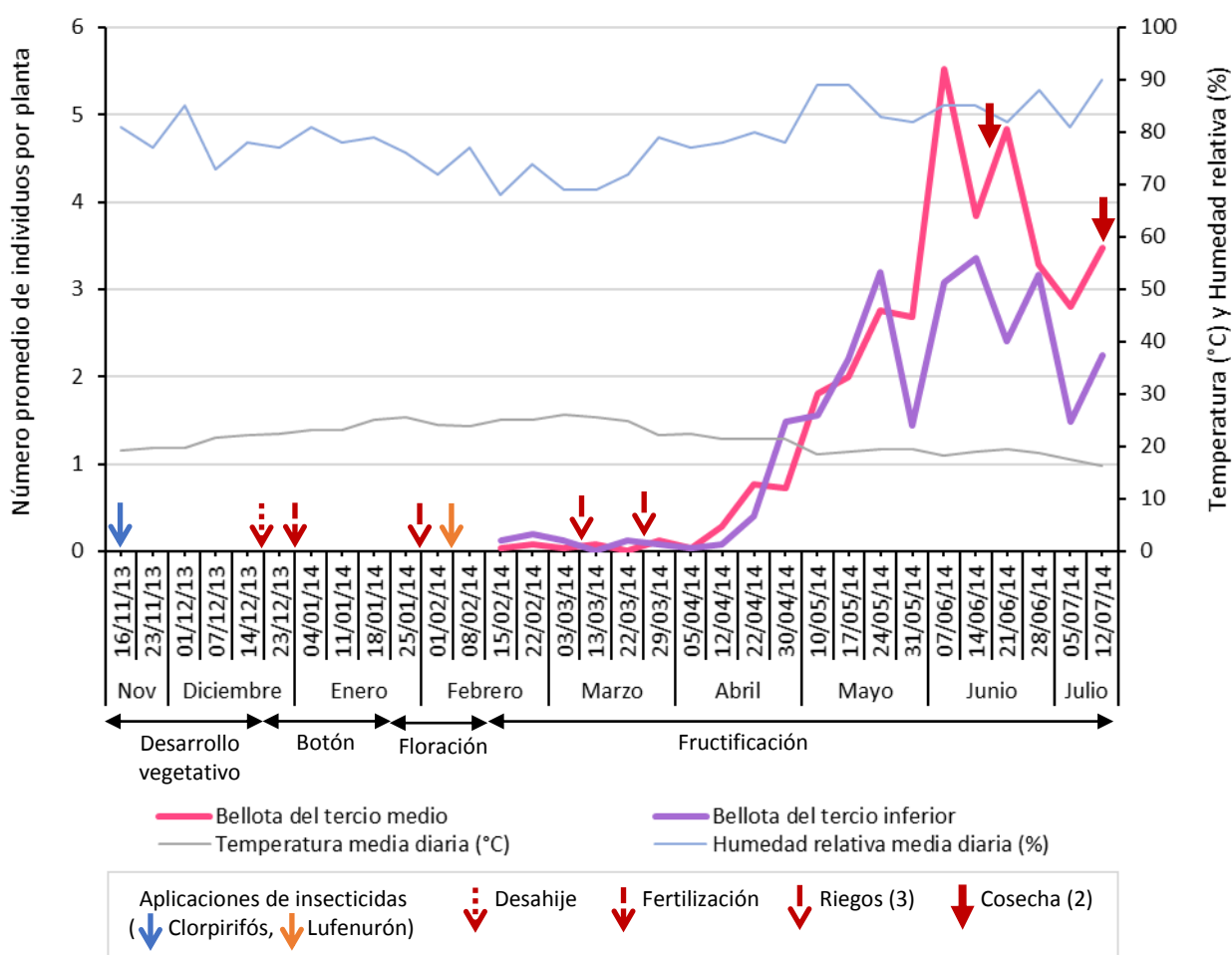


Figura 23: Fluctuación poblacional de larvas de *P. gossypiella* en bellotas del tercio medio e inferior mediante la técnica de evaluación directa de la planta en el cultivo del algodón en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima.

Las poblaciones de larvas colectadas de *P. gossypiella* del tercio medio e inferior fueron similares (Figura 23, Anexo 23), y no se encontraron diferencias mediante el análisis estadístico U de Mann - Whitney (Anexo 24 y 25). El ligero aumento de larvas en el tercio medio se relaciona al desplazamiento estratificado de los adultos en relación con las horas de sol, de acuerdo con lo citado por Tejada-Rodríguez (1993).

Un rasgo distintivo observado en la fluctuación poblacional de las cinco plagas evaluadas fue el alto grado de desviación estándar que en general cada una registró (Figura 4, 8, 9, 16, 17, 18, 19, 20, 22). Lo cual puede ser explicado por el tipo de distribución agregada,

como lo citado por Pieters y Sterling (1974), o a factores biológicos o de comportamientos propios como se mencionó en algunos casos de las especies investigadas en este estudio. También puede ser resultado de factores físicos, como un hábitat heterogéneo, coincidiendo con lo detallado por Pieters y Sterling (1974), siendo probablemente este factor el más importante en esta investigación, puesto que las plantas de algodónero no fueron homogéneas en todo el campo: en tres sectores muchas plantas tuvieron un gran crecimiento y altura, mientras que en los dos sectores restantes las plantas fueron pequeñas (alcanzando hasta la mitad de altura que las primeras), y esto fue debido a que la instalación de las cintas de riego no llegaba a regar correctamente dos sectores, siendo en esa zona las plantas más pequeñas.

4.2.6. INSECTOS DEPRADADORES Y ARAÑAS

Como se ha observado, las densidades poblacionales de las plagas evaluadas fueron bajas, y como se mencionó anteriormente en el caso de algunas de ellas se les relacionó con sus grupos depredadores característicos (si bien son generalistas algunos tienen cierta preferencia por algunas plagas según la literatura), se detalla a continuación la fluctuación poblacional y una lista completa de los insectos depredadores y arañas encontrados en esta investigación, por su importancia como depredadores generalistas, pudiendo haber influido directa o indirectamente en el control de las plagas (Figura 24, Cuadro 4 y 5, Anexo 26).

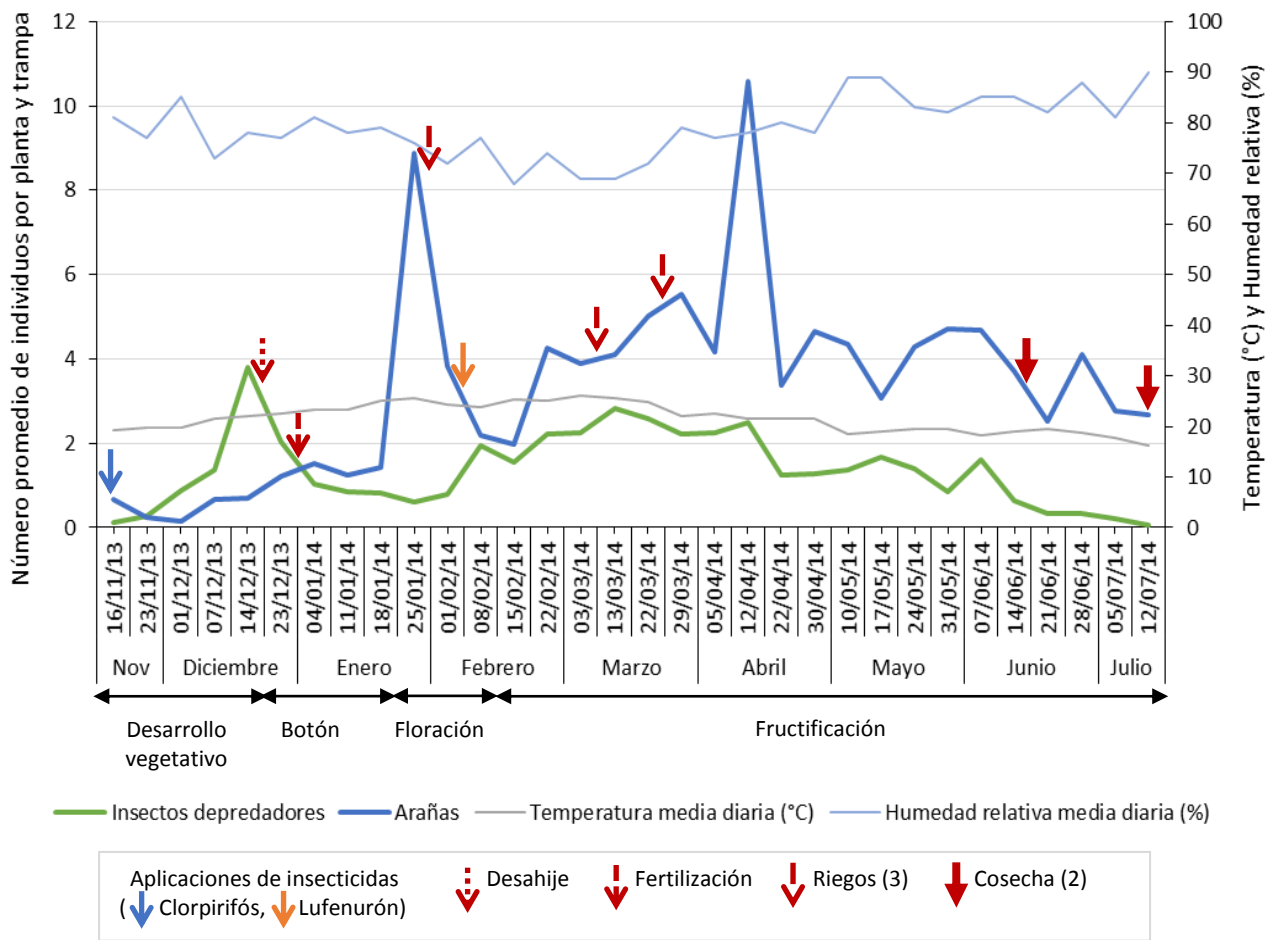


Figura 24: Fluctuación poblacional de insectos depredadores y arañas (mediante las técnicas de evaluación directa, caída por sacudida de la planta y trampas de caída) en el cultivo del algodón en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima.

Las poblaciones de insectos depredadores y arañas fueron registradas durante casi todo el periodo del cultivo. En la población de insectos depredadores se halló solo un nivel alto con 3.79 individuos en diciembre (finalizando la etapa de desarrollo vegetativo), sin embargo, en la población de arañas se reconocieron dos poblaciones altas con 8.89 individuos en enero (empezando la etapa de floración) y 10.58 individuos en abril (en la etapa de fructificación) (Figura 24, Anexo 26). En general, se registró un aumento de ambas poblaciones conforme avanzaba el desarrollo fenológico del algodón, sin embargo, vuelve a disminuir hacia el final del cultivo. Además, se encontraron diferencias entre las poblaciones de insectos depredadores y arañas mediante el análisis estadístico T - Student (para varianzas heterogéneas) (Anexo 27 y 28), hallándose así una mayor población de arañas que de insectos. Se debe resaltar que en esta sección solo se consideró la población de insectos depredadores sin los estados de huevo y pupa colectados de

Coccinellidae y Chrysopidae, para poder analizar imparcialmente a los insectos y arañas con relación a sus estados depredadores activos.

La presencia inicial y ocurrencia considerable y continua de insectos depredadores y arañas en este estudio coincide con lo hallado por Sánchez y Vergara (1995) para el valle de Cañete (Lima), y en el caso de arañas con lo citado por Dippenaar-Schoeman *et al.* (1999) en Sudáfrica, conocidas por sus excelentes habilidades de dispersión y colonización (Marc *et al.* 1999). En comparación con los resultados encontrados, Lobatón (1959) y Beingolea (1962) registraron por mata hasta 20 y 4 arañas para Pisco (Lima) y Chillón (Lima) respectivamente, Aguilar (1977) citó de 10 a 30 arañas por mata en sus observaciones para siete valles algodoneiros de la costa central (Lima) (generalmente mediante la evaluación de brotes terminales), y Sánchez y Vergara (1995) hallaron hasta 12.4 depredadores (insectos y arañas) por mata para el valle de Cañete (Lima) (mediante la revisión de algunos órganos de la planta por tercios).

La densidad máxima registrada en la fluctuación poblacional de insectos depredadores se debe a la respuesta de estos frente a la máxima infestación de *A. gossypii* (explicado anteriormente en la investigación), especie que se encontró con una mayor densidad poblacional y que posee un buen complejo de enemigos naturales (junto a *C. virescens*) en comparación con las demás plagas evaluadas. Mientras que la densidad máxima en la fluctuación poblacional de arañas se debe a que justo en esos dos periodos se colectaron hembras adultas de Lycosidae junto a sus numerosas crías juveniles (mediante la técnica de trampas de caída), por su distintivo comportamiento de cuidado maternal, como lo citado por Nyffeler (2000), Ubick *et al.* (2005) y Jocqué y Dippenaar-Schoeman (2006).

Como se mencionó previamente, las poblaciones de insectos depredadores y arañas mostraron un mayor crecimiento con el mayor desarrollo de las plantas. Esto coincide con lo citado por Aguilar (1974, 1976, 1977) para siete valles algodoneiros de la costa central (Lima), Almada *et al.* (2012) para Santa Fe (Argentina) y Shrestha y Parajulee (2013) para Texas (Estados Unidos), por la relación directa de los artrópodos depredadores con el desarrollo o vigor de las plantas de algodoneiro. Esto se debe a que la abundancia de los artrópodos depredadores está influenciada por la disponibilidad de presas en el campo, habiendo un aumento de estas con el crecimiento de la planta, tal como detallaron Aguilar

(1977), Van den Berg (1989), Van den Berg y Dippenaar-Schoeman (1991), Dippenaar-Schoeman *et al.* (1999), Almada *et al.* (2012) y Shrestha y Parajulee (2013). También está relacionada a una mayor estructuración física en el hábitat, generando más microhábitats favorables, siendo este factor muy importante para las arañas, como lo explicado por Rodrigues *et al.* (2009) y Jiménez-Valverde y Lobo (2007).

Las prácticas agronómicas efectuadas en general no influyen en el desarrollo poblacional de los insectos depredadores y arañas, inclusive la aplicación de insecticidas en el cultivo (Cuadro 2). Contrario a lo citado por Aguilar (1977), donde el manejo afectó negativamente a las diversas familias de arañas (de acuerdo con su estrategia de caza). El establecimiento de la fauna benéfica a pesar de la aplicación de insecticidas también coincide con lo encontrado por Ingunza y González (1964) para los insectos depredadores en el valle de Tambo (Arequipa), y Aguilar (1974, 1976, 1977) para las arañas en siete valles algodoneros en la costa central (Lima).

Probablemente la primera aplicación de insecticida (clorpirifós), pudo retrasar su establecimiento, sin embargo, lograron manifestarse en este campo evaluado. Esto se debe a que la aplicación fue de manera localizada y también al tiempo de vida del insecticida en la superficie del suelo, de 3 a 14 días aproximadamente (Fountain *et al.* 2007). Sin embargo, Amalin *et al.* (2000), Pekár (2002, 2012), y Fountain *et al.* (2007) citaron que clorpirifós es muy perjudicial para las arañas. Con relación a la segunda aplicación de insecticida (lufenurón), no se registra disminución en la población de los insectos depredadores luego de la misma, y respecto a la población de arañas hay una ligera disminución quizás propia de la misma fluctuación, ya que se trata de un insecticida selectivo hacia larvas de Lepidoptera, tal como lo señala Sechser *et al.* (2001) y Desuky *et al.* (2012). Este resultado coincide con Javaid *et al.* (1999), Sechser *et al.* (2001) y Mansfield *et al.* (2006), sin tener mucho impacto negativo en la fauna benéfica.

La disminución de la población de los insectos depredadores y arañas hacia el final del cultivo luego de la primera cosecha se debe a la manipulación de las plantas por parte de los trabajadores al retirar las motas de algodón, ahuyentando o dañando a estos artrópodos al interrumpir el agroecosistema, lo que fue igualmente mencionado por Aguilar (1977), Marc *et al.* (1999), Liljestrom *et al.* (2002) y Butt y Muhammad (2012), afectando la

cosecha negativamente en la densidad de arañas en los campos agrícolas, con referencia específica del primer autor para el algodónero.

En general, se registró una mayor población de arañas que de insectos depredadores durante casi todo el periodo de evaluación del cultivo. Por lo tanto, esta abundancia influye en su importancia como parte del control biológico de las plagas en el campo estudiado (como complemento de los insectos depredadores), lo cual coincide con lo citado por Aguilar (1965, 1968, 1974, 1975, 1976, 1977, 1978, 1979a, 1979b, 1988) y Aguilar y Guérovich (1978), donde resaltaron la gran relevancia de la araneofauna en el cultivo del algodónero peruano.

Respecto a los insectos depredadores, se registraron 2045 individuos, distribuidos en 4 órdenes y 14 familias, identificándose 1503 individuos en 34 especies de insectos depredadores (los individuos restantes correspondieron a los estados de huevo y pupa de Coccinellidae y Chrysopidae) mediante las tres técnicas de evaluación durante todo el periodo del cultivo (Cuadro 4).

Similar a esta investigación, Beingolea (1959) señaló 4 órdenes, 14 familias y 29 especies de insectos depredadores en el cultivo de algodónero peruano, aunque mencionó que esta cifra sería un reconocimiento temprano del verdadero número, y Herrera (1961) nombró 4 órdenes, 15 familias y 33 especies de insectos depredadores. Aguilar y Lamas (1980) citaron 5 órdenes, 20 familias y al menos 50 especies de insectos depredadores. Por último, el elevado número de especies de insectos depredadores encontrados en este cultivo coincide con lo citado por Ghahari *et al.* (2009) en Irán con relación a sus artrópodos depredadores y parasitoides.

Cuadro 4: Órdenes, familias, especies y sus respectivas abundancias de insectos depredadores registrados en el cultivo del algodón en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima (▲ = colectado mediante la técnica de evaluación directa de la planta, ▪ = colectado mediante la técnica de caída por sacudida de la planta, • = colectado mediante la técnica de trampas de caída).

Orden	Abund.	Familia	Abund.	Especie	Abund.
Coleoptera	605	Carabidae	11	<i>Blennidus peruvianus</i> •	3
				<i>Tetracha chilensis</i> •	8
		Coccinellidae	586	<i>Cycloneda sanguinea</i> ▲, ▪	19
				<i>Eriopis connexa connexa</i> ▪	1
				<i>Harmonia axyridis</i> ▲, ▪, •	108
				<i>Hippodamia convergens</i> ▲, ▪, •	359
				<i>Hyperaspis</i> sp. ▲	1
				<i>Scymnobioides galapagoensis</i> ▪	1
				<i>Scymnus rubicundus</i> ▲, ▪	95
		<i>Zagreus hexasticta</i> ▲, ▪	2		
Staphylinidae	8	Aleocharinae morfoespecie 1 •	2		
		Oxypodini morfoespecie 1 •	2		
		Oxypodini morfoespecie 2 ▪	4		
Diptera	26	Asilidae	1	<i>Proleptis</i> sp. •	1
		Dolichopodidae	16	<i>Chrysotus</i> sp. 1 •	7
				<i>Chrysotus</i> sp. 2 •	9
		Empididae	2	<i>Baeodromia</i> sp. 1 •	1
				<i>Baeodromia</i> sp. 2 •	1
		Syrphidae	7	<i>Allograpta piurana</i> ▲	6
<i>Pseudodorus clavatus</i> ▲	1				
Hemiptera (Heteroptera)	762	Anthocoridae	114	<i>Orius insidiosus</i> ▲, ▪, •	59
				<i>Paratriphleps laeviusculus</i> ▲, ▪, •	55
		Berytidae	126	<i>Metacanthus tenellus</i> ▲, ▪, •	126
		Geocoridae	3	<i>Geocoris</i> sp. ▲, ▪	3
		Miridae	450	<i>Hyalochlora denticornis</i> ▲, ▪, •	294
				<i>Rhinacloa</i> sp. ▪, •	4
				<i>Rhinacloa clavicornis</i> ▲, ▪	6
<i>Rhinacloa forticornis</i> ▲, ▪, •	145				
<i>Tytthus</i> sp. ▪	1				
Nabidae	69	<i>Nabis capsiformis</i> ▲, ▪, •	69		
Neuroptera	110	Chrysopidae	101	<i>Ceraeochrysa cincta</i> ▲	1
				<i>Chrysoperla externa</i> ▲, ▪, •	100
		Hemerobiidae	9	<i>Hemerobius</i> sp. ▪	1
<i>Symphorobius</i> sp. ▲	8				

De los cuatro órdenes de insectos depredadores registrados en el cultivo de algodón, destacan significativamente por su abundancia y diversidad Coleoptera y Hemiptera (Heteroptera) (Cuadro 4), como se detallará a continuación. En relación con la abundancia, los órdenes predominantes fueron Coleoptera (38.19%) y Hemiptera (Heteroptera) (37.51%) (Anexo 29), y las familias más abundantes Coccinellidae (Coleoptera) (37.27%), Miridae (Hemiptera: Heteroptera) (22.25%) y Chrysopidae (Neuroptera) (21.61%) (Anexo 30). Las especies predominantes fueron *H. convergens* (Coleoptera: Coccinellidae) (23.88%), *H. denticornis* (Hemiptera: Miridae) (19.55%) y *R. forticornis* (Hemiptera: Miridae) (9.64%) (Anexo 31).

Además, la familia con mayor presencia durante casi todo el periodo del cultivo fue Coccinellidae (Coleoptera), con las siguientes especies: *H. convergens*, *C. sanguínea*, *S. rubicundus* y *H. axyridis* (encontradas entre seis a nueve meses); siendo *H. convergens* la de mayor distribución temporal (registrada durante los nueve meses de evaluaciones). Seguido por *C. externa* (Neuroptera: Chrysopidae) (presente durante siete meses), y por último seis especies de cuatro familias de chinches depredadores (Hemiptera - Heteroptera: Anthocoridae, Berytidae, Miridae y Nabidae): *P. laeviusculus*, *H. denticornis*, *N. capsiformis*, *O. insidiosus*, *M. tenellus* y *R. forticornis* (durante cinco a seis meses, las cuales se presentaron en su mayoría a partir de enero o febrero) (Anexo 32).

Una característica favorable para el mayor registro de Coleoptera con la familia Coccinellidae como predominante, se debe a que mediante la técnica de evaluación directa de la planta se observaron los estados inmaduros de esta familia (huevos y pupas), sucediendo lo mismo para Neuroptera con la familia Chrysopidae (huevos y pupas). A diferencia de Miridae (Hemiptera: Heteroptera), que por su tipo de metamorfosis paurometábola los huevos son ovipuestos en el interior del tejido de la planta por lo que no pudieron observarse, pero a pesar de ello fue la segunda familia más abundante.

Precisamente como en este estudio, la mayor predominancia de Coccinellidae es característica en el algodón y otros agroecosistemas a nivel mundial, según lo citado por Obrycki y Kring (1998), Ghahari y Ostovan (2006) (citados por Ghahari *et al.* 2009), y si se refiere a la familia Coccinellidae en este cultivo también fue considerada como el grupo de artrópodos depredadores más importantes en Texas (Estados Unidos), donde registraron

desde 26.5% a 75% del total de estos por Parajulee *et al.* (1994), Slosser *et al.* (1989), Parajulee y Slosser (1999) y Shrestha y Parajulee (2013).

Otra característica de esta familia que justifica su presencia en mayor cantidad es que a pesar de ser polífaga, responde principalmente a la presencia de áfidos, según Beingolea (1959) y Evans (2009) (citado por Hodeck *et al.* 2012), siendo un componente valioso de los enemigos naturales de *A. gossypii* en el algodónero, como lo menciona Slosser *et al.* (1998) (citados por Shrestha y Parajulee 2013) y Wells *et al.* (2001). Además, la vegetación diversa que bordeaba el campo también es favorable para su abundancia, según lo detallado por Parajulee y Slosser (1999) y Shrestha y Parajulee (2013).

Asimismo, la predominancia de *H. convergens* está relacionada a su gran capacidad depredadora de pulgones y controlando eficientemente a *A. gossypii*, como lo menciona Vinson y Scarborough (1989) (citados por El-din *et al.* 2013), Hoffmann y Frodsham (1993) (citados por Scarpellini y Andrade 2010), Flint y Dreistadt (2005), Scarpellini y Andrade (2010) y Shrestha y Parajulee (2013). Ligado a este factor, la mayor distribución temporal de *H. convergens*, *C. sanguínea* y *S. rubicundus* en esta investigación se debe a la notable abundancia de *A. gossypii* durante casi todo el periodo del cultivo, ya que han sido referidas en gran medida específicas en el control de este pulgón en el algodónero, según lo citado por Beingolea (1959) y Cárdenas y Valencia (1970), corroborándose en diciembre, donde se registró la mayor población de *H. convergens* y *S. rubicundus* (136 y 44 individuos respectivamente) (Anexo 32), relacionándolas con el periodo de mayor abundancia de *A. gossypii*. Además, la presencia de estos insectos depredadores en ausencia del áfido corresponde a su alimentación de otras presas y de nectarios florales y extraflorales, tal como señalan Beingolea (1959) y Cárdenas y Valencia (1970).

La abundancia de insectos depredadores de la familia Miridae en este estudio se debe a la dependencia alimenticia (por su régimen mixto de alimentación) y/o reproductiva de varias de sus especies hacia el cultivo de algodónero, y por su depredación de varias plagas (especialmente lepidópteros) que ocurren en este agroecosistema, tal como lo indican Beingolea (1959), Herrera (1963, 1987) y Sánchez y Sarmiento (2002). En el caso de *H. denticornis*, su abundancia se debe a su dependencia alimenticia y reproductiva hacia las plantas de algodónero, y además por ser la especie más importante en el control de *A.*

texana y alimentarse de pulgones en el cultivo, tal como lo han indicado Beingolea (1959), Herrera (1987) y Sánchez y Sarmiento (2002). Con respecto a *R. forticornis*, corresponde solo a una dependencia alimenticia hacia las plantas de algodón, tal como detalló Beingolea (1959) para las especies del género, y a su depredación de diversas plagas del cultivo (lepidópteros e insectos de cuerpo blando), siendo considerada la especie más importante en el control de *C. virescens*, según Herrera (1963) y Sánchez y Sarmiento (2002).

La mayoría de las especies de los chinches depredadores presentaron una mayor predominancia en marzo: *O. insidiosus* (22 individuos), *P. laeviusculus* (25 individuos), *M. tenellus* (55 individuos), *H. denticornis* (95 individuos) y *R. forticornis* (85 individuos) (Anexo 32). Precisamente este fue el periodo del segundo nivel de mayor crecimiento de *A. gossypii*. Esta coincidencia puede estar relacionada a su depredación sobre el pulgón, y aunque generalmente estos insectos depredadores son conocidos por alimentarse principalmente de huevos y larvas de estadíos menores de lepidópteros, según lo citado por Sánchez y Sarmiento (2002), al presentarse bajas poblaciones de estas plagas evaluadas en el cultivo, pueden haber sacado ventaja de esta situación para alimentarse del áfido, como lo referido en el caso de *H. denticornis* y *M. tenellus* por Sánchez y Sarmiento (2002).

El orden con mayor diversidad de especies fue Coleoptera (compuesto por 13 especies), y dentro de este, se encontró la familia con mayor diversidad de especies, Coccinellidae (ocho especies) (Cuadro 4). La mayor diversidad de esta familia también es reconocida en el algodón peruano, agrupándose al menos 14 especies citadas por Wille (1952), Beingolea (1959), Herrera (1961), Ingunza y González (1964), Valencia y Cárdenas (1973), Romero *et al.* (1974), García *et al.* (1975), Aguilar y Lamas (1980) y Saavedra *et al.* (1989), y en varios cultivos de algodón alrededor del mundo, como lo detallado por Ellis y Bradley (1992) y Ellsworth *et al.* (1994) (citados por Ghahari *et al.* 2009), hallándose 40 especies en el campo agrícola y pastizales alrededores para Irán, según Ghahari *et al.* (2009), y siete especies para Texas (Estados Unidos), según Shrestha y Parajulee (2013).

El orden con mayor diversidad de familias fue Hemiptera (Heteroptera), constituido por cinco familias, mientras que después de Coleoptera, fue registrado como el segundo orden con mayor diversidad de especies (compuesto por 10 especies) (Cuadro 4). Esto se relaciona a la distinción e importancia que tienen los chinches depredadores en el algodón peruano, como lo han citado Wille (1952) y Sánchez y Sarmiento (2002).

Con relación a las arañas, se encontraron 2304 individuos, distribuidos en 18 familias e identificándose 347 adultos y 2 juveniles en 50 especies, mediante las tres técnicas de evaluación durante todo el periodo del cultivo (Cuadro 5). Similarmente a lo encontrado, Aguilar (1977, 1988) citó 17 familias y 50 especies, aunque Sarmiento (1992) (citado por Sánchez y Sarmiento 2002) señaló 19 familias y 27 especies, ambas cifras en cultivos de algodón para Perú. Sin embargo, Aguilar (1977, 1988) estimó que la población de arañas fluctuaría entre 60,000 a 600,000 individuos por hectárea.

De acuerdo con estudios de una campaña del cultivo efectuadas por Ghavami *et al.* (2007) mencionaron 19 familias y 45 especies para Irán, Pérez-Guerrero *et al.* (2009) detallaron 11 familias y 20 especies en un algodón orgánico para España, y Mahalakshmi y Jeyaparvathi (2014) 8 familias y 19 especies para India. Mientras que en estudios extensos (de al menos 10 años) Zhao (1984) (citado por Dippenaar-Schoeman *et al.* 1999) nombraron 20 familias y 130 especies para China, Breene *et al.* (1993) registraron 21 familias y 146 especies para Texas (Estados Unidos), y Dippenaar-Schoeman *et al.* (1999) señalaron 31 familias y 127 especies para Sudáfrica.

Cuadro 5: Familias y especies de arañas, y sus respectivas abundancias registradas en el cultivo del algodón en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima (▲ = colectado mediante la técnica de evaluación directa de la planta, ▫ = colectado mediante la técnica de caída por sacudida de la planta, • = colectado mediante la técnica de trampas de caída).

Familia	Abundancia	Especie	Abundancia
Amaurobiidae	1	Macrobuninae morfoespecie 1 •	1
Anyphaenidae	538	<i>Anyphaenoides octodentata</i> ▲, ▫, •	18
		<i>Patrera</i> sp. ▫	1
		<i>Teudis</i> sp. ▲, ▫	2
Araneidae	1	<i>Mastophora</i> sp. ▫*	1
Corinnidae	1	<i>Creugas gulosus</i> •	1
Dictynidae	1	Dictynidae morfoespecie 1 •	1
Dysderidae	6	<i>Dysdera crocata</i> C. L. •	1
Eutichuridae	8	<i>Cheiracanthium inclusum</i> ▲, ▫	2
Gnaphosidae	145	<i>Camillina elegans</i> •	5
		<i>Camillina</i> sp. •	8
		<i>Trachyzelotes lyonneti</i> •	3
		<i>Urozelotes rusticus</i> •	6
		<i>Zelotes laetus</i> •	55
Linyphiidae	131	Linyphiidae cf. <i>Agyneta</i> ▫, •	8
		Linyphiidae morfoespecie 1 ▲, ▫, •	10
		Linyphiidae morfoespecie 2 ▲	2
		Linyphiidae morfoespecie 3 ▲, ▫, •	5
		Linyphiidae morfoespecie 4 •	1
		Linyphiidae morfoespecie 5 •	2
		Linyphiidae morfoespecie 6 •	5
		Linyphiidae morfoespecie 7 ▲	1
Lycosidae	150	<i>Hogna</i> sp. •	5
		<i>Lycosa</i> cf. <i>thorelli</i> •	2
		Lycosidae cf. <i>Hogna</i> sp.1 •	3
		Lycosidae cf. <i>Hogna</i> sp.2 •	1
		Lycosidae cf. <i>Hogna</i> sp.3 •	1
Mysmenidae	4	Mysmenidae morfoespecie 1 •	3
		Mysmenidae morfoespecie 2 •	1
Oxyopidae	4	<i>Peucetia rubrolineata</i> ▲, ▫	1
Salticidae	87	<i>Coryphasia</i> sp. ▲, ▫	8
		<i>Dendryphantes</i> sp.1 ▲, ▫	2
		<i>Dendryphantes</i> sp.2 ▲, ▫	3
		<i>Frigga crocuta</i> ▲, ▫	1
		Salticidae cf. <i>Sitticus</i> ▫	1
		<i>Sitticus</i> sp.1 ▲, ▫, •	1
		<i>Sitticus</i> sp.2 •	1
Sicariidae	3	<i>Loxosceles laeta</i> •	1
		<i>Sicarius peruensis</i> ▫*	1
Theridiidae	280	<i>Latrodectus geometricus</i> C. L. ▲	1
		<i>Steatoda erigoniformis</i> •	2
		<i>Steatoda grossa</i> •	4
		<i>Theridion volubile</i> ▲, ▫, •	47
		<i>Theridula gonygaster</i> ▲, ▫	12
Thomisidae	938	Misumenini morfoespecie 1 ▲, ▫, •	7
		<i>Misumenops</i> sp.1 ▲, ▫, •	93
		<i>Misumenops</i> sp.2 ▲	1
		Thomisidae morfoespecie 1 ▲	1
Trachelidae	3	<i>Meriola decepta</i> •	3
Zodariidae	3	<i>Cybaeodamus lycosoides</i> •	3

*Identificado en estado juvenil

La abundancia de arañas en esta investigación se relaciona a las propias características estructurales del algodónero, generando más microhábitats favorables que beneficiarían su desarrollo, como lo detallado por Young y Edwards (1990), Jiménez-Valverde y Lobo (2007) y Rodrigues *et al.* (2009). Esta diversidad y predominancia de la araneofauna son importantes, por su implicancia en el control de plagas en los agroecosistemas, referido por Mansour *et al.* (1980), Marc (1993), Zhao (1993), Marc y Canard (1997) y Maloney *et al.* (2003), y específicamente para el algodónero peruano (Aguilar 1965, 1968, 1974, 1975, 1976, 1977, 1978, 1979a, 1979b, 1988; Aguilar y Guérovich 1978); destacando además, que varios géneros encontrados en esta evaluación han sido registrados por Aguilar y Lamas (1980) y Aguilar (1988) alimentándose de muchas plagas de insectos en el cultivo.

Las familias de arañas más abundantes fueron Thomisidae (40.71%), Anyphaenidae (23.35%) y Theridiidae (12.15%) (Anexo 33), y como las especies predominantes *Misumenops* sp. 1 (Thomisidae) (26.65%), *Z. laetus* (Gnaphosidae) (15.76%) y *T. volubile* (Theridiidae) (13.47%) (Anexo 34).

La mayor abundancia de Thomisidae coincide con lo citado por Almada *et al.* (2012) para Sante Fe (Argentina), representando el 84.04% del total de individuos. Su predominancia en este estudio se debe a dos características importantes: su depredación sobre diversas plagas de lepidópteros del algodónero, según lo citado por Aguilar (1977, 1988), considerándose un componente valioso dentro de los depredadores generalistas del cultivo, como lo explicado por Almada *et al.* (2012), y a su estrategia de caza o gremio, viviendo y cazando al acecho en las flores, siendo el algodónero propicio para albergar este tipo de arañas, tal como lo mencionado por Pérez - Guerrero *et al.* (2009).

Igualmente, como en este caso, Almada *et al.* (2012) registró a *Misumenops* sp. como la especie predominante (79.09%) para Santa Fe (Argentina). Esta abundancia se relaciona a la presencia del bosque cercano al cultivo, constituyendo posiblemente un refugio para la especie, ya que debido al prolongado ciclo de vida del género (145 a 531 días para alcanzar la madurez) probablemente no podría completarlo en el algodónero y necesitaría un hábitat cercano estable, como los arbustos aledaños al campo agrícola para Arizona (Estados Unidos), tal como indica Plagens (1983).

Las familias que se encontraron durante los nueve meses del periodo del cultivo fueron Anyphaenidae, Gnaphosidae y Theridiidae, con *A. octodentata*, *Z. laetus* y *T. volubile* respectivamente como las especies con mayor distribución temporal para cada una. Seguido por las que se hallaron por un periodo de ocho meses, Lycosidae y Thomisidae, constituidas por *Hogna* sp. y *Misumenops* sp. 1 respectivamente, siendo las especies con mayor distribución temporal para cada una (Anexo 35). Asimismo, se puede observar que Gnaphosidae y Lycosidae generalmente presentaron una mayor abundancia poco después del inicio del cultivo, en comparación de Anyphaenidae, Theridiidae y Thomisidae, las cuales fueron predominantes aproximadamente a partir del cuarto mes hasta el final del ciclo del algodón (Anexo 35). Esto se debe a los hábitos terrestres y estrategias de caza de Gnaphosidae y Lycosidae, según lo citado por Ubick *et al.* (2005) y Jocqué y Dippenaar - Schoemann (2006), por lo que se establecen más rápido en el campo al no depender necesariamente de un mayor crecimiento o estructuración física de las plantas.

Las familias de arañas con mayor diversidad de especies fueron Linyphiidae (8 especies) y Salticidae (7 especie) (Cuadro 5). Aguilar (1977) y Sarmiento (1992) hallaron a Salticidae como la familia con mayor riqueza de especies. La alta diversidad de Linyphiidae en esta investigación corresponde al menor riesgo de daño de sus telas por parte del manejo agronómico, debido a que estas son pequeñas y se encuentran debajo de las hojas, en los órganos de la planta y en pequeñas grietas u hojarasca del suelo, tal como lo indica Aguilar (1988). Siendo también otro factor importante su alta capacidad de dispersión mediante “balloning” ante las alteraciones de los agroecosistemas, según lo referido por Halley *et al.* (1996) y Marc *et al.* (1999). Por último, la diversidad de Salticidae se relaciona a su depredación sobre varias plagas de lepidópteros para el algodón peruano, tal como lo indica Aguilar (1988).

Se debe resaltar que con las tres técnicas de evaluación se reconocieron cinco familias en común, donde la evaluación directa y caída por sacudida de la planta registraron prácticamente las mismas familias de arañas, constituidas por siete (además de Araneidae que solo se halló en la caída por sacudida), diferenciándose las trampas de caída en la cual se reconocieron 15 familias, de las cuales solo 10 de ellas fueron encontradas mediante esta técnica (Cuadro 5).

Justamente en las técnicas de evaluación directa y caída por sacudida de la planta se colectaron aquellas familias con preferencia de localización y estrategias de caza en el follaje, según lo mencionado por Ferguson *et al.* (1984), Ubick *et al.* (2005) y Jocqué y Dippenaar - Schoemann (2006), mientras que en las trampas de caída se encontraron en su mayoría aquellas familias caracterizadas por su establecimiento en los estratos inferiores de la vegetación y del suelo, como lo detallado por Dean *et al.* (1982), Liljestrom *et al.* (2002), Ubick *et al.* (2005) y Jocqué y Dippenaar - Schoemann (2006), coincidiendo con lo citado por Dean *et al.* (1982), Work *et al.* (2002) y Álvares *et al.* (2004), donde describen esta técnica como la más eficiente para capturar artrópodos epígeos, incluyendo las arañas.

De las tres técnicas evaluadas, se observa entonces un alto solapamiento taxonómico de las arañas registradas mediante la evaluación directa y caída por sacudida de la planta, por lo que en un futuro podría recomendarse para la evaluación de la araneofauna la combinación de solo una de estas técnicas junto a las trampas de caída, para poder abarcar los diversos estratos de microhábitats del follaje y suelo respectivamente.

Del total de depredadores colectados, las arañas representaron el 52.98% y los insectos depredadores el 47.02%, estos últimos constituidos en su mayoría por chinches (Hemiptera: Heteroptera) (17.64%) y Coccinellidae (Coleoptera) (17.52%) (Figura 25, Anexo 36). Sánchez y Vergara (1995) también reconocieron a las arañas como uno de los depredadores más abundantes en el cultivo de algodónero para el valle de Cañete (Lima). Mientras que Korytkowski (1981) (citado por Aguilar 1988) igualmente citó estos tres grupos depredadores como los más abundantes, pero en el siguiente orden: chinches (52.2%), arañas (17.9%) y mariquitas (14.8%) en campos algodonaes para Lambayeque (Perú). En el extranjero, Shrestha y Parajulee (2013) mencionaron que las arañas registraron el 27% del total de artrópodos depredadores en cultivos de algodónero para Texas (Estados Unidos). Esta mayor abundancia de arañas permite apreciar que si no hubieran sido evaluadas se hubiera producido un gran sesgo en la investigación.

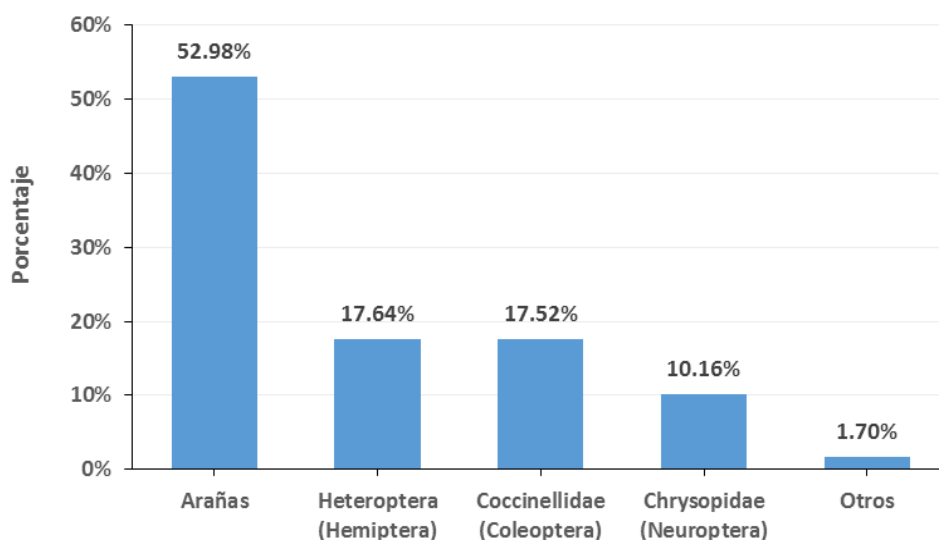


Figura 25: Porcentaje de arañas e insectos depredadores registrados en el cultivo del algodón en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima.

Asimismo, las arañas presentaron una mayor diversidad comparada con la de los insectos depredadores, siendo un total de 32 familias y 84 especies de artrópodos depredadores registrados en este estudio. Esta gran diversidad es trascendental ya que en los agroecosistemas de algodón peruano la mayoría de las plagas son controladas eficientemente por sus enemigos naturales, tal como lo indica Beingolea (1959) y Herrera (1987), aunado a un manejo integrado de plagas para preservarlos Herrera (2010), contribuyendo así considerablemente a la abundancia y diversidad de enemigos naturales encontrados en esta investigación.

Las áreas adyacentes al cultivo evaluado pueden haber influenciado también en la diversidad y abundancia de los artrópodos depredadores, por el probable refugio e hibernación de estos, como lo explicado en el caso de las arañas por Beingolea (1959), Öberg y Ekblom (2006), Öberg *et al.* (2007) y Rodrigues *et al.* (2009). Por último, una característica no menos importante sería el largo periodo del cultivo del algodón, que permitiría el mejor establecimiento de sus enemigos naturales a través del tiempo.

De las tres técnicas evaluadas, las que permitieron capturar un mayor número de individuos fueron la evaluación directa y caída por sacudida de la planta, para los insectos depredadores (72.42%) y arañas (44.62%) respectivamente (Figura 26, Anexo 37). En el caso de los insectos depredadores, esto se debe a que mediante esta técnica pudieron

registrarse los estados de huevo y pupa de Coccinellidae y Chrysopidae (familias que se encontraron con gran predominancia) a diferencia de las demás, asociado también al mayor número de plantas evaluadas mediante la evaluación directa (100 plantas) en comparación con la caída por sacudida (20 plantas).

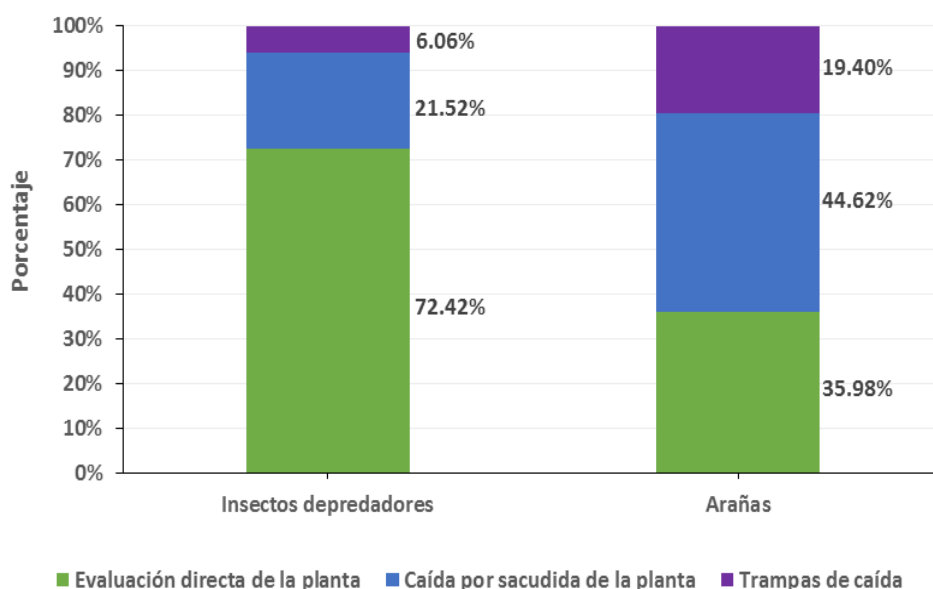


Figura 26: Porcentaje de insectos depredadores y arañas registrados mediante las técnicas de evaluación directa de la planta, caída por sacudida de la planta y trampas de caída en el cultivo del algodón en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima.

Mientras que, para las arañas, la evaluación directa y caída por sacudida de la planta obtuvieron un mejor registro de abundancia, siendo mayor esta última probablemente por ser más eficiente al evaluar prácticamente toda la planta, en cambio, con la primera técnica solo se revisaban algunos órganos de esta, a pesar de la gran diferencia del número de plantas evaluadas entre las dos técnicas. Comparando también el esfuerzo de muestreo realizado entre ambas técnicas, la evaluación directa fue más laboriosa, en cambio, la caída por sacudida fue rápida y fácil de aplicar, tal como mencionaron Knutson y Wilson (1999) y Kharboutli y Allen (2000) (citados por Wade *et al.* 2006). Por lo que Shepard *et al.* (1974), Young y Tugwell (1975) y Studebaker *et al.* (1991) (citados por Wade *et al.* 2006) señalaron que, aunque no exista un solo método de muestreo calificado, la técnica de caída por sacudida es mejor considerada para evaluar la artropodofauna en el cultivo de algodón.

Por último, la menor predominancia registrada mediante las trampas de caída tanto para los insectos depredadores y arañas corresponde a que esta técnica evalúa principalmente la tasa de actividad de los artrópodos por lo que no refleja una real abundancia, como lo citado por Topping y Sunderland (1992), Topping y Luff (1995), Azevedo *et al.* (2002), Work *et al.* (2002) y Álvares *et al.* (2004).

Con relación a la diversidad de insectos depredadores, las tres técnicas registraron un número semejante de órdenes (entre 3 y 4 cada una), familias (entre 9 y 11 cada una) y especies (entre 19 y 20 cada una) (Cuadro 4). Mientras que, para las arañas, las trampas de caída reconocieron una mayor diversidad de familias (15) y especies (36), en comparación con las otras dos técnicas (entre 7 y 8 familias, y entre 22 y 24 especies cada una) (Cuadro 5).

Precisamente como lo encontrado en este estudio, Churchill y Arthur (1999), Work *et al.* (2002) y Jud y Schmidt-Entling (2008) citaron que las trampas de caída son reconocidas por coleccionar una mejor diversidad de especies de arañas. Esto se relaciona a que mediante esta técnica se evalúa especialmente la tasa de actividad de las arañas (como se señaló anteriormente), por lo que capturaría en gran medida a los adultos por su mayor tasa de movimiento (en comparación a los juveniles), según lo mencionado por Topping y Sunderland (1992), Topping y Luff (1995), Azevedo *et al.* (2002), Work *et al.* (2002) y Álvares *et al.* (2004), y por lo tanto influiría en una mayor identificación de las arañas, ya que generalmente cuando son adultas pueden reconocerse a nivel de especie o morfoespecie.

En general, el parasitoidismo hallado en esta investigación fue bajo o escaso (Anexo 6), por lo mismo, como se mencionó anteriormente, no se graficaron sus fluctuaciones poblacionales con relación a las plagas evaluadas, excepto para *A. gossypii*. Similarmente, Sánchez y Vergara (1995) detectaron un parasitoidismo casi nulo en la evaluación de *A. texana*, *A. vestitus*, *C. virescens* y *P. gossypiella* durante todo el periodo de evaluación en el cultivo de algodón para el valle de Cañete (Lima).

Una característica peculiar observada fue el registro de algunos parasitoides emergidos de los enemigos naturales recogidos del campo y criados en laboratorio (pupas de Chrysopidae y Syrphidae, parasitoides de pulgones), así también como algunos encontrados en las trampas de caída (parasitoides de huevos de arañas) (Anexo 38). La presencia de estos parasitoides manifestaría la compleja relación trófica que puede generarse en este cultivo, gracias probablemente a su manejo agronómico evitando la aplicación innecesaria de insectidas orgánicas en favor al establecimiento de sus enemigos naturales, y a los nectarios florales y extraflorales que se presentan durante todo el periodo del algodón. Sin embargo, este parasitoidismo podría ser de cuidado, como lo citó Beingolea (1959), donde refirió 13 parasitoides de los enemigos naturales (parasitoides y depredadores) perjudicando su acción controladora en el algodón peruano.

V. CONCLUSIONES

1. *Aphis gossypii* se presenta en todo el periodo del cultivo, con una densidad máxima 34.64 individuos en diciembre y 31.44 individuos en abril, en las etapas de desarrollo vegetativo y fructificación respectivamente. La densidad máxima de sus parasitoides es 2.33 individuos en diciembre y de los depredadores 0.7, 1.33 y 1.17 individuos en diciembre, febrero y marzo respectivamente. *Chloridea virescens* se registra en poblaciones muy bajas a escasas, con un máximo de 0.04 larvas en la evaluación directa en marzo y 0.05 larvas en el método de caída por sacudida en marzo y abril, en la etapa de fructificación. Sus depredadores alcanzan su densidad máxima en marzo, con 1.27 individuos por evaluación directa y 1.7 individuos por caída por sacudida. *Anthonomus vestitus* registra una población muy baja a escasa, con un máximo de 0.13 larvas en mayo y 0.3 adultos en junio respectivamente en la etapa de fructificación, en tanto que *Dysdercus peruvianus* se presenta en la etapa de fructificación con una densidad máxima de ninfas y adultos en abril con 7.45 individuos y la presencia de nidos en mayo y junio con 5.66 y 6.46 individuos respectivamente. *Pectinophora gossypiella* se presenta en la etapa de fructificación con una densidad máxima de 8.6 larvas en junio y en ausencia de sus controladores biológicos.
2. Los insectos depredadores registran su densidad máxima en la etapa de desarrollo vegetativo, con 3.79 individuos (diciembre), en tanto que en las arañas se observa en las etapas de floración y fructificación, con 8.89 individuos (enero) y 10.58 individuos (abril). El orden más abundante y diverso de los depredadores es Coleoptera con 38.19% y 13 especies, en tanto que el orden Hemiptera es el de mayor diversidad en cuanto a familias (5). Además, la familia Coccinellidae es la más diversa con 8 especies, siendo *Hippodamia convergens* la más abundante (23.88%) y con mayor distribución temporal. Entre las arañas, Thomisidae es la familia más abundante (40.71%) y Linyphiidae la más diversa con 8 especies. A su vez *Misumenops* sp. morfo 1, de la familia Thomisidae, es la más abundante

constituyendo el 26.65% y *Anyphaenoides octodentata* (Anyphaenidae), *Zelotes laetus* (Gnaphosidae) y *Theridion volubile* (Theridiidae) las de mayor distribución temporal. Las arañas son más abundantes (52.98%) en comparación a los insectos depredadores (47.02%), y presentan una mayor diversidad (50 especies en 18 familias) que los depredadores (34 especies en 14 familias). *Lysiphlebus testaceipes* (Hymenoptera: Braconidae) destaca como parasitoide de *A. gossypii* por su abundancia en la etapa de desarrollo vegetativo, y junto con los depredadores mantiene la población de *A. gossypii* en niveles bajos.

3. La técnica de evaluación directa de la planta facilita una mejor captura de larvas de *C. virescens*, y la técnica de caída por sacudida de la planta permite una mejor colecta de adultos de *A. vestitus*. Las técnicas de evaluación directa y caída por sacudida de la planta presentan un mejor registro de abundancia de los insectos depredadores (72.42%) y arañas (44.62%) respectivamente, en tanto que en trampas de caída se registra una mayor diversidad de arañas (36 especies en 15 familias).

VI. RECOMENDACIONES

1. La presencia de nectarios florales y extraflorales durante todo el periodo del algodónero contribuye la presencia de parasitoides, por lo que podría evaluarse su inclusión como parte de los corredores biológicos.
2. Evaluar los enemigos naturales de la vegetación de las áreas contiguas al cultivo del algodónero u otros cultivos, por su posible influencia como refugio y futura colonización de estos en los campos agrícolas.
3. Para conocer la diversidad de enemigos naturales en algún tipo de cultivo, realizar estudios en complementación con diversas técnicas de muestreo, para una evaluación más completa.
4. Dentro de la fauna benéfica, tomar en cuenta el rol de las arañas, por su importancia como depredadores, ya que usualmente son excluidas en estos tipos de investigación.

VII. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Afshari, A.; Soleiman-Negadian, E.; Shishebor, P. 2009. Population density and spatial distribution of *Aphis gossypii* Glover (Homoptera: Aphididae) on cotton in Gorgan, Iran. J. Agric. Sci. Technol. 11: 27-38.

Agro Enfoque. 1998. Situación del algodón peruano: El informe Kletter (1ra. Parte). Boletín informativo N° 37. 97 ed. Lima-Perú. 15-19.

Aguilar, P. 1965. Notas sobre las arañas en el campo cultivado. Rev. per. Ent. 8(1): 80-83.

Aguilar, P. 1968. Araneida frecuentes en el algodón peruano. Rev. per. Ent. 11(1): 92-95.

Aguilar, P. 1969. Sanidad del algodón peruano en el valle de Mala durante los años 1968 y 1969. Rev. per. Ent. 12(1): 146-152.

Aguilar, P. 1974. Arañas del campo cultivado. I: Población de araneidos en algodones de Cañete, Huaura y Rímac. Rev. per. Ent. 17(1): 21-27.

Aguilar, P. 1975. Arañas del campo cultivado. Fluctuaciones poblacionales de las familias de arácnidos en algodones de la costa central. Rev. per. Ent. 18(1): 25-28.

Aguilar, P. 1976. Arañas del campo cultivado III. Araneidos en algodones del Valle de Lurín. Rev. per. Ent. 19(1): 71-72.

Aguilar, P. 1977. Las arañas en el agroecosistema algodón peruano de la costa peruana. Anales científicos Univ. Nac. Agraria La Molina. 15(1-4): 108-121.

Aguilar, P. 1978. Arañas del campo cultivado. IV: Población de araneidos del algodón en Chillón y Chancay – Huaral. Rev. per. Ent. 21(1): 39-41.

Aguilar, P. 1979a. Arañas del campo cultivado. VI: Observaciones en algodones de la costa norte del Perú. Rev. per. Ent. 22(1): 71-73.

Aguilar, P. 1979b. Artrópodos epigeos del campo cultivado. I: Estudio preliminar en el algodón de Cañete. Rev. per. Ent. 22(1): 87-90.

Aguilar, P. 1988. Las arañas como controladores de plagas insectiles en la agricultura peruana. Rev. per. Ent. 31: 1-8.

Aguilar, P.; G. Guérovich. 1978. Arañas del campo cultivado. V: Frecuencia de araneidos en algodones de Mala, Asia y Chilca. Rev. per. Ent. 21(1): 42-45.

Aguilar, P.; Lamas, J. 1980. Control integrado en el algodón. Rev. per. Ent. 23(1): 91-97.

Aldyhim, Y; Khalil, A. 1993. Influence of temperature and daylength on population development of *Aphis gossypii* on *Cucurbita pepo*. Entomol. exp. appl. 67: 167-172.

Almada, M.; Sosa, M.; González, S. 2012. Araneofauna (Arachnida: Araneae) en cultivos de algodón (*Gossypium hirsutum*) transgénicos y convencionales en el norte de Santa Fe, Argentina. Rev. Biol. Trop. 60(2): 611-623.

Álvares, E.; Machado, E.; Azevedo, C.; De-Maria, M. 2004. Composition of the spider assemblage in an urban forest reserve in southeastern Brazil and evaluation of a two sampling method protocols of species richness estimates. Rev. Iber. Aracnol. 10: 185-194.

Alza, A.; Araoz, P. 1960. El estudio del arañado (*Dysdercus peruvianus* Guerin) en su fase inicial. Rev. per. Ent. 3(1): 31-33.

Amalin, D.; Pena, J.; Yu, S.; Mcsorley, R. 2000. Selective toxicity of some pesticides to *Hibana velox* (Araneae: Anyphaenidae), a predator of citrus leafminer. Fla. Entomol. 83: 254-262.

Angulo, M. 2004. Análisis del cluster textil en el Perú. Tesis para optar el Título de Ingeniero Industrial. Universidad Nacional Mayor de San Marcos. Lima – Perú. 186 p.

Arnett, R.; Thomas, M. 2001. American beetles. Archostemata, Myxophaga, Adephaga, Polyphaga: Staphyliniformia. 1: 443 p.

Arnett, R.; Thomas, M.; Skelley, P.; Howard, J. 2002. American beetles. Polyphaga: Scarabaeoidea through Curculionoidea. 2: 861 p.

Artigas, J.; Hengst, M. 1999. Clave ilustrada para los géneros de asílidos argentinos (Diptera: Asilidae). Rev. Chil. Hist. Nat. 72: 107-150.

Auclair, J. 1976. Feeding and nutrition of the pea aphig, *Acyrtosiphon pisum* (Harris), with special reference to aminoacids, pp 29-34. In Jermy (ed.), The host-plant in relation to insect behaviour and reproduction. Plenum, New York. 322 p.

Azevedo, C.; Machado, E.; Álvares, E.; Demaria, M. 2002. Comparison of spider soil communities in six differing habitats in the ecological station of Universida de Federal de Minas Gerais, Brazil. Bios. 10: 47-53.

Bagley, R. 1958. La relación entre el desarrollo de la planta y el estado fitosanitario del algodónero. Rev. per. Ent. 1(1): 4-6.

Basurto, A. 1993. El cultivo del algodónero “Tangüis” en el Perú. Manual técnico. Universidad Nacional Agraria La Molina. Lima-Perú. 101 p.

Beingolea, O. 1959. Notas sobre la bionómica de arañas e insectos benéficos que ocurren en el cultivo de Algodón. Rev. per. Ent. 2(1): 36-44.

Beingolea, O. 1962. Factores ecológicos y poblaciones del gusano de la hoja del algodnero, *Anomis texana* Riley (Lep: Noctuidae). Rev. per. Ent. 5(1): 39-77.

Beingolea, O. 1973. Pérdidas ocasionadas por las plagas de insectos, enfermedades, nematodos, plantas nocivas a la agricultura en el Perú. Boletín de la Soc. Entomol. Del Perú. 7(1): 3-11.

Beingolea, O. 1997. *Aphis gossypii* sobre "cucarda" (*Hibiscus* sp.: Malvaceae), en Lima, 1991 a 1995. Rev. per. Ent. 40: 51-59.

Blackman, R.; Eastop, V. 1984. Aphids on the World's Crops: An Identification Guide. 2° Ed. 476 p.

Bonaldo, A. 2000. Taxonomia da subfamília Corinninae (Araneae, Corinnidae) nas regiões neotropical e neártica. Iheringia, Sér. Zool. 89: 3-148.

Bonaldo, A.; Brescovit, A. 1992. As aranhas do gênero *Cheiracanthium* C.L. Koch, 1839 na região neotropical (Araneae, Clubionidae). Rev. Bras. Entomol. 36(4): 731-740.

Breene, R.; Dean, D.; Nyffeler, M.; Edwards, G. 1993. Biology, predation ecology, and significance of spiders in Texas cotton ecosystems with a key to the species. Tex. Agric. Exp. Stn. The Texas A&M University System. 115 p.

Brenes, E.; Cilloniz, F.; Madrigal, K.; Pérez, F. 2001. El cluster del algodón en Perú: Diagnóstico competitivo y recomendaciones estratégicas. Proyecto Andino de Competitividad. INCAE. 108 p.

Brescovit, A. 1992. Revisão das aranhas neotropicais do gênero *Anyphaenoides* Berland, 1913 (Araneae, Anyphaenidae). Rev. Bras. Entomol. 36(4): 741-757.

Brescovit, A. 1996. Revisão de Anyphaeninae Bertkau a nível de gêneros na Região Neotropical (Araneae, Anyphaenidae). Rev. Bras. Zool. 13(1): 1-187.

Brévault, T.; Carletto, J.; Tribot, J.; Vanlerberghe-Masutti, F. 2011. Insecticide use and competition shape the genetic diversity of the aphid *Aphis gossypii* in a cotton-growing landscape. Bull. Entomol. Res. 101: 407-413.

Brown, B.; Borkent, A.; Cumming, J.; Wood, D.; Woodley, N.; Zumbado, M. 2009. Manual of Central American Diptera. Volumen 1. NRC Research Press, Ottawa, Ontario, Canadá. 714 p.

Brown, B.; Borkent, A.; Cumming, J.; Wood, D.; Woodley, N.; Zumbado, M. 2010. Manual of Central American Diptera. Volumen 2. NRC Research Press, Ottawa, Ontario, Canadá. 728 p.

Butt, A.; Muhammad, S. 2012. Effect of different agricultural practices on spiders and their prey populations in small wheat fields. Acta Agr. Scand. B - S P. 62: 374-382.

Candía, D. 1971. Las plagas del algodón en Bolivia. Rev. per. Ent. 14(2): 395-397.

Cárdenas, N.; Valencia, L. 1970. Nota sobre la verdadera posición taxonómica del pulgón del carrizo (*Arundo donax*). Revista Promoción. Univ. Nac. de Ica. 1(1): 44-47.

Carvalho, C.; Souza, B. 2009. Métodos de criação e produção de crisopídeos. 77-115. En: Bueno, V.H.P. 2º Ed. Controle biológico de pragas: produção massal e controle de qualidade. Editora UFLA. Lavras. Brasil. 429 p.

Castro, M. 2010. Las arañas lobo en Uruguay: taxonomía y distribución (Araneae, Lycosidae). Tesina para optar el título de Licenciado en Ciencias Biológicas. Universidad de la República. Montevideo-Uruguay. 70 p.

Catalogue of life. 2020. Catalogue of life: 2020-06-04 Beta (en línea). Consultado 15 jul. 2020. Disponible en <http://www.catalogueoflife.org/col/details/species/id/7974ea48658ff46b442e21bd59fd5510>.

CCI (CENTRO DE COMERCIO INTERNACIONAL). 2007. Guía del exportador de algodón (en línea). Consultado 25 may. 2019. Disponible en <http://www.intracen.org/guia-del-algodon-home/>.

Chen, H.; Masner, L.; Johnson, F. 2017. New World species of the genus *Calliscelio* Ashmead (Hymenoptera, Platygasteridae, Scelioninae). Zookeys. 648: 1-136.

Churchill, T.; Arthur, M. 1999. Measuring spider richness: effects of different sampling methods and spatial and temporal scales. J. Insect Conserv. 3:287-295.

Cosper, R.; Gaylor, M.; Williams, J. 1983. Intraplant distribution of three insect predators on cotton, and seasonal effects of their distribution on vacuum sampler efficiency. Environ. Entomol. 12: 1568-1571.

Costa, M.; Bezerra, C.; Souza, B.; Soares, C.; Silva, M. 2012. Development and reproduction of *Chrysoperla externa* (Neuroptera: Chrysopidae) fed with *Neotoxoptera formosana* (Hemiptera: Aphididae). Rev. Colomb. Entomol. 38(2): 187-190.

Costamagna, A.; Landis, D. 2007. Quantifying predation on soybean aphid through direct field observations. Biol. Control. 42: 16-24.

Csiro. 1991. The insects of Australia. Volumen 1. 2 ed. 542 p.

Dean, D.; Sterling, W.; Horner, N. 1982. Spiders in eastern Texas cotton fields. J. Arachnol. 10: 251-260.

Decreto Supremo N° 009-2012-MINCETUR. Decreto Supremo que declara de interés nacional la Cadena Productiva del Algodón Cultivado en el Perú.

Del Águila, W. 2008. Dinámica poblacional del “arrebatiado” (*Dysdercus* spp.) en el cultivo de algodón (*Gossypium hirsutum* L.) variedad ‘Upland BJA-594’ en Tingo María. Tesis para optar el Título de Ingeniero Agrónomo. Universidad Nacional Agraria de la Selva. Tingo María - Perú. 111 p.

Desneux, N.; O'Neil, R.; Yoo, H. 2006. Suppression of population growth of the soybean aphid, *Aphis glycines* Matsumura, by predators: the identification of a key predator and the effects of prey dispersion, predator abundance, and temperature. *Environ. Entomol.* 35: 1342-1349.

Desuky, W.; Khayat, E.; Azab, M.; Khedr, M. 2012. The influence of some insect growth regulators and bio-insecticides against cotton leafworm and some associated predators under field conditions. *Egypt J. Agric. Res.* 90(1): 31-54.

Dippenaar-Schoeman, A. 1983. The spider genera *Misumena*, *Misumenops*, *Runcinia* and *Thomisus* (Araneae: Thomisidae) of southern Africa. *Entomology Memoir, Department of Agricultural Technical Services, Republic of South Africa.* 55: 69 p.

Dippenaar-Schoeman, A.; Van Den Berg, M.; Van Den Berg, A. 1999. Spiders in south african cotton fields: species diversity and abundance (Arachnida: Araneae). *Afr. Plant Prot.* 5(2): 93-103.

Dupérré, N. 2013. Taxonomic revision of the spider genera *Agyneta* and *Tennesseellum* (Araneae, Linyphiidae) of North America north of Mexico with a study of the embolic division within Micronetinae *sensu* Saaristo & Tanasevitch 1996. *Zootaxa.* 3674(1): 001-189.

Ebert, T.; Cartwright, B. 1997. Biology and ecology of *Aphis gossypii* Glover (Homoptera: Aphidiidae). *Southwest. Entomol.* 22(1): 116-153.

El-Din, B.; Shalaby, F.; Heneidy, A.; Hafez, A. 2013. Evaluation of releasing the predator, *Hippodamia convergens* (Geur.) (Coleoptera: Coccinellidae) against the cotton aphid, *Aphis gossypii* Glover, infesting squash plants under semi-field conditions. *Egypt. J. Biol. Pest Co.* 23(1): 175-179.

FAO (FOOD AND AGRICULTURE ORGANIZATION). 2009. Fibras naturales: Algodón (en línea). Consultado 25 may. 2019. Disponible en <http://www.naturalfibres2009.org/es/fibras/algodon.html>.

FAO (FOOD AND AGRICULTURE ORGANIZATION). 2019. Programa de Cooperación Internacional Brasil – FAO (en línea). Consultado 25 may. 2019. Disponible en <http://www.fao.org/in-action/programa-brasil-fao/proyectos/sector-algodonero/es/>.

Ferguson, H.; Mcpherson, R.; Allen, W. 1984. Ground- and foliage-dwelling spiders in four soybean cropping systems. *Environ. Entomol.* 13(4): 975-980.

Fernandes, F.; Ramalho, F.; Nascimento, A.; Malaquias, J.; Da Silva. C.; Zanuncio, J. 2012. Within-plant distribution of cotton aphid (Hemiptera: Aphididae), in cotton with colored fibers and cotton-fennel intercropping system. *Ann. Entomol. Soc. Am.* 105(4): 599-607.

Fernández, F.; Sharkey, M. 2006. Introducción a los Hymenoptera de la Región Neotropical. Sociedad Colombiana de Entomología y Universidad Nacional de Colombia, Bogotá D. C. 894 p.

Flint, M.; Dreistadt, S. 2005. Interactions among convergent lady beetle (*Hippodamia convergens*) releases, aphid populations, and rose cultivar. *Biol. Control.* 34: 38-46.

Fountain, M.; Brown, V.; Gange, A.; Symondson, W.; Murray, P. 2007. The effects of the insecticide chlorpyrifos on spider and Collembola communities. *Pedobiologia.* 51: 147-158.

Frazer, B. 1988. Predators. En: Minks, A. y Harrewijn, P. (eds.). *World crop pests. Aphids: their Biology, natural enemies, and control.* Amsterdam. 364 p.

Freitas, S. 2001. O uso de crispídeos no controle biológico de pragas. *Funep. Jaboticabal.* 66 p.

García, U. 1974. Estudio de laboratorio sobre biología y predación de *Scymnus* sp. sobre *Aphis gossypii* Glover. *Rev. per. Ent.* 17(1): 54-59.

García, U.; Zapata, M.; Gallegos, J. 1975. Respuesta funcional y numérica de *Hippodamia convergens* a diferentes densidades de *Aphis gossypii*. *Rev. per. Ent.* 18(1): 45-52.

Gertsch, W. 1967. The spider genus *Loxosceles* in South America (Araneae, Scytodidae). Bull. Am. Mus. Nat. Hist. 136(3): 117-174.

Ghahari, H.; Jedryczkowsky, W.; Aslan, M.; Ostovan, H. 2009. Lady beetles (Coleoptera: Coccinellidae) of Iranian cotton fields and surrounding grasslands. J. Biol. Control. 23(3): 265-269.

Ghavami, S.; Taghizadeh, M.; Amin, G.; Karimian, Z. 2007. Spider (Order Araneae) fauna of cotton fields in Iran. JABS. 1(2): 07-11.

Gibson, G. 2001. The Australian species of *Pachyneuron* Walker (Hymenoptera: Chalcidoidea: Pteromalidae). J. Hym. Res. 10: 29-54.

González, B. 1987. El gusano rosado del algodón *Pectinophora gossypiella*, a nivel mundial y su estatus actual en el Perú. Rev. per. Ent. 30: 1-8.

González, J. 1959. Los daños del arrebato con relación a la edad de las bellotas. Rev. per. Ent. 2(1): 102-105.

González, J. 1966. Aspectos importantes sobre la evolución y combate de las plagas del algodón en Colombia. Rev. per. Ent. 9(1): 145-155.

González, P. 1962. Plagas del algodón en el valle de Tambo e Irrigación. Rev. per. Ent. 5(1): 84-90.

Halley, J.; Thomas, C.; Jepson, P. 1996. A model for the spatial dynamics of Linyphiid spiders in farmland. J. Appl. Ecol. 33: 471-492.

Hammer, Ø.; Harper, D.; Ryan, D. 2001. PAST: Paleontological Statistics software package for education and data analysis. Reference Manual. Palaeontologia Electronica. 4(1): 229 pp.

Havelka, J.; Tomanović, Z.; Kavallieratos, N.; Rakhshani, E.; Pons, X.; Petrović, A.; Pike, K.; Starý, P. 2012. Review and key to the World parasitoids (Hymenoptera: Braconidae):

Aphidiinae) of *Aphis ruborum* (Hemiptera: Aphididae) and its role as a host reservoir. Ann. Entomol. Soc. Am. 105(3): 386-394.

Hernández, L.; Henry, T. 2010. The plant bugs, or Miridae (Hemiptera: Heteroptera), of Cuba. 212 p.

Herrera, J. 1961. Problemas entomológicos en el cultivo de los algodones Tangüis y Pima en el Perú. Medidas de control y su organización. Rev. per. Ent. Agrícola. 4(1): 58-66.

Herrera, J. 1963. Investigaciones sobre los chinches del género *Rhinacloa* (Hemiptera: Miridae) controladores importantes del *Heliothis virescens* en el algodón. Rev. per. Ent. 8(1): 44-60.

Herrera, J. 1965. Investigaciones sobre las chinches del género *Rhinacloa* (Hemip. - Miridae) controladores importantes de *Heliothis virescens* en el algodón. Rev. per. Ent. 8(1): 44-60.

Herrera, J. 1987. Importancia del control biológico en el cultivo del algodón. Rev. per. Ent. 30: 25-28.

Herrera, J. 2010. Primera experiencia a nivel mundial del Manejo Integrado de Plagas: el caso del algodón en el Perú. Rev. per. Ent. 46(1): 1-8.

Herrera, J.; Alvarez, F. 1977. Manual de evaluación de las principales plagas e insectos útiles en el algodón. 2^{da} ed. Univ. Nac. Técnica de Piura. Departamento de Sanidad Vegetal. 63 p.

Herrera, J.; Laberry, M.; Varona, S. 1988. Evaluación del daño que ocasiona *Anthonomus vestitus* en el algodón de Piura. Rev. per. Ent. 31: 119-125.

Herron, G.; Powis, K.; Rophail, J. 2001. Insecticide resistance in *Aphis gossypii* Glover (Hemiptera: Aphididae) a serious threat to Australian cotton. Aust. J. Entomol. 40: 85-91.

Hodek, I.; Honek, A.; Van Emden, H. 2012. Ecology and behaviour of the ladybird beetles (Coccinellidae). 600 p.

Ingunza, M.; González, P. 1964. Insectos del algodonoero en el valle de Tambo 1961-62. Rev. per. Ent. 7(1): 32-44.

Işikber, A.; Copland, M. 2001. Food consumption and utilisation by larvae of two coccinellid predators, *Scymnus levaillanti* and *Cycloneda sanguinea*, on cotton aphid, *Aphis gossypii*. BioControl. 46: 455-467.

Javaid, I.; Uaine, R.; Massua, J. 1999. The use of insect growth regulators for the control of insect pests of cotton. Int. J. Pest Manage. 45(4): 245-247.

Jiménez, M.; Bizuet-Flores, Y.; Corcuera-Martínez, P. 2012. First record of *Trachyzelotes lyonneti* (Audouin, 1826) (Araneae: Gnaphosidae) for Mexico. Rev. Iber. Aracnol. 21: 145-146.

Jiménez-Valverde, A.; Lobo, J. 2007. Determinants of local spider (Araneidae and Thomisidae) species richness on a regional scale: climate and altitude vs. Habitat structure. Ecol. Entomol. 32: 113-122.

Jocqué, R. 1991. A generic revision of the spider family Zodariidae (Araneae). Bull. Am. Mus. Nat. Hist. 201: 1-160.

Jocqué, R.; Dippenaar-Schoeman, A. 2006. Spider families of the world. Royal Museum for Central Africa. 336 p.

Jud, P.; Schmidt-Entling, M. 2008. Fluid type, dilution, and bitter agent influence spider preservation in pitfall traps. Entomol. Exp. Appl. 129: 356-359.

Kamijo, K.; Takada, H. 1973. Studies on aphid hyperparasites of Japan, II-aphid hyperparasites of the Pteromalidae occurring in Japan (Hymenoptera). Insecta Matsumurana. 2: 39-76.

Kapatos, E.; Stratopoulou, E.; Sahinoglou, A.; Tsitsipis, J.; Lycouresis, D. 1996. Development of an optimum sampling plan for the population of *Aphis gossypii* (Hom., Aphididae) on cotton in Greece. J. Appl. Ent. 120: 245-248.

Kavallieratos, N.; Tomanović, Z.; Starý, P.; Zikić, V; Petrvíc-Obradović, O. 2010. Parasitoids (Hymenoptera: Braconidae: Aphidiinae) attacking aphids feeding on Solanaceae and Cucurbitaceae crops in Southeastern Europe: Aphidiinae-aphid-plant associations and key. *Ann. Entomol. Soc. Am.* 103(2): 153-164.

Kavallieratos, N.; Tomanović, Z.; Petrović, A.; Janković, M.; Starý, P.; Yovkova, M.; Athanassiou, C. 2013. Review and key for the identification of parasitoids (Hymenoptera: Braconidae: Aphidiinae) of aphids infesting herbaceous and shrubby ornamental plants in Southeastern Europe. *Ann. Entomol. Soc. Am.* 106(3): 294-309.

Knutson, A.; Ruberson, R. 1996. Field guide to predators, parasites, and pathogens attacking insect and mite pests of cotton. Texas Agricultural Extension Service, College Station. 136 p.

Korytkowski, CH. 1984. El “gusano rosado de la India” *Pectinophora gossypiella* (Saunders, 1843) (Lepidoptera: Gelechiidae). Boletín técnico N° 4. FUNDEAL. 32 p.

Korytkowski, CH.; Casanova, P.; Torres, M. 1966. Influencia del medio ambiente en las poblaciones del “perforador grande de la bellota del algodón”, *Heliothis virescens* Fab. (Lep.: Phalaenidae). *Rev. per. Ent.* 9(1): 43-53.

Lamas, G. 1972. A catalogue of peruvian Asilidae (Diptera), with keys to the identification and descriptions of two new species. *Rev. per. Ent.* 15(2): 304-316.

Lamas, J. 1966. Importancia de una campaña colectiva de control temprano de la población remanente del “arrebiatado”, *Dysdercus peruvianus* G. *Rev. per. Ent.* 9(1): 136-140.

La Revista Agraria. 2009. El algodón peruano desaparece de los campos (103): 2.

Lehtinen, P. 2003. Taxonomic notes on the Misumenini (Araneae: Thomisidae: Thomisinae), primarily from the Palaearctic and Oriental regions. *European Arachnology*. 1: 147-184.

- Lehtinen, P.; Marusik, J. 2008. A redefinition of *Misumenops* F.O. Pickard-Cambridge, 1900 (Araneae, Thomisidae) and review of the new world species. Bull. Br. Arachnol. Soc. 14(4): 173-198.
- Levi, H. 1954. The spider genus *Theridula* in North and Central America and the West Indies (Araneae: Theridiidae). Trans. Am. Microsc. Soc. 73(4): 331-343.
- Levi, H. 1959. The spider genera *Achaearanea*, *Theridion* and *Sphyrotinus* from Mexico, Central America, and West Indies (Araneae, Theridiidae). Bull. Mus. Comp. Zool. 121: 57-215.
- Levi, H. 1963. American spiders of the genus *Theridion* (Araneae, Theridiidae). Bull. Mus. Comp. Zool. 129(10): 481-589.
- Levi, H.; Levi, L. 1962. The genera of the spider family Theridiidae. Bull. Mus. Comp. Zool. 127(1): 1-71.
- Levy, G.; Amitai, P. 1982. The cobweb spider genus *Steatoda* (Araneae, Theridiidae) of Israel and Sinai. Zool. Scr. 11(1): 13-30.
- Liljeström, G.; Minervino, E.; Castro, D.; Gonzalez, A. 2002. La comunidad de arañas para el cultivo de soja en la Provincia de Buenos Aires, Argentina. Neotrop. Entomol. 31(2): 197-210.
- Lira, R.; Batista, J. 2006. Aspectos biológicos de *Chrysoperla externa* alimentados com pulgões da erva-doce. Rev. Biol. E Ciênc. Terra. 6: 20-35.
- Liu, X.; Ping, B.; Zhang, X.; Zong, J. 2005. Impact of transgenic cotton plants on a non-target pest, *Aphis gossypii* Glover. Ecol. Entomol. 30: 307-315.
- Lobatón, M. 1959. Algunas investigaciones sobre el parasitismo de los huevos de *Mescinia peruella* Schaus, en el valle de Pisco. Rev. per. Ent. 1(1): 23-24.

Loiácono, M.; Margaría, C. 2004. Las especies del género *Baeus* (Hymenoptera: Scelionidae) endoparasitoides de ootecas de arañas en la Región Neotropical. *Acta Zool. Mex.* 20(1): 83-90.

Ma, X.; Liu, X.; Zhang, Q.; Zhao, J.; Cai, Q.; Ma, Y.; Chen, M. 2006. Assessment of cotton aphids, *Aphis gossypii*, and their natural enemies on aphid-resistant and aphid-susceptible wheat varieties in a wheat-cotton relay intercropping system. *Entomol. Exp. Appl.* 121: 235-241.

Mahalakshmi, R.; Jeyaparvathi, S. 2014. Diversity of spider fauna in the cotton field of Thailakulam, Virudhunagar district, Tamil Nadu, India. *J. Zool. St.* 1(1): 12-18.

Maloney D.; Drummord, F.; Alford, R. 2003. Spider predation in agroecosystems; can spiders effectively control pest populations? The University of Maine. Technical Bulletin 190. 32 p.

Mansfield, S.; Dillon, M.; Whitehouse, M. 2006. Are arthropod communities in cotton really disrupted? An assessment of insecticide regimes and evaluation of the beneficial disruption index. *Agric. Ecosyst. Environ.* 113: 326-335.

Mansour, F. 1987. Spiders in sprayed and unsprayed cotton fields in Israel, their interactions with cotton pests and their importance as predators of the Egyptian cotton leaf worm, *Spodoptera littoralis*. *Phytoparasitica.* 15:31-41.

Mansour F.; Rosen, D.; Shulov, A. 1980. A survey of spider populations (Araneae) in sprayed and unsprayed apple orchards in Israel and their ability to feed on larvae of *Spodoptera littoralis* (Boisd.). *Oecologia Applicata.* 1(2): 189-197.

Marc, P. 1993. Intraspecific predation in *Clubiona corticalis* (Walckenaer, 1802) (Araneae, Clubionidae): a spider bred for its interest in biological control. *Mem. Queensl. Mus.* 33(2): 607-614.

Marc, P.; Canard, A. 1997. Maintaining spider biodiversity in agroecosystems as a tool in pest control. *Agr. Ecosyst. Environ.* 62: 229-235.

Marc, P.; Canard, A.; Ysnel, F. 1999. Spiders (Araneae) useful for pest limitation and bioindication. *Agr. Ecosyst. Environ.* 74: 229-273.

Martínez, M.; Ceballos, M.; Suris, M.; Duarte, L.; Baños, H. 2013. Áfidos y sus parasitoides en sistemas urbanos de producción de hortalizas en Cuba. *Rev. Colomb. Entomol.* 39(1): 13-17.

Martos, A.; Gasani, R.; Aradiel, O. 1989. Observaciones sobre *Pectinophora gossypiella* en el valle del Rímac. *Rev. Per. Ent.* 32: 55-56.

Masner, L. 1976. Revisionary notes and keys to World genera of Scelionidae (Hymenoptera: Proctotrupeoidea). *Mem. Entomol. Soc. Can.* 108 p.

Mcgregor, S. 1976. Cotton. In insect pollination of cultivated crop plants. *Agricultural Handbook.* (496): 171-190.

Melic, A. 2000. *Theridula gonygaster* (Simon, 1873) en España (Araneae: Theridiidae). *Rev. Iber. Aracnol.* 1: 49-50.

Mello-Leitão. 1929. Apantochilidas e Thomisidas do Brasil. *Arquivos do Museu Nacional.* 31: 1-359.

Melo, M.; Dellapé, P. 2013. Catalogue of the Pyrrhocoroidea (Hemiptera: Heteroptera) from Argentina. *Rev. Soc. Entomol. Argent.* 72 (1-2): 55-74.

Millidge, A. 1991. Further linyphiid spiders (Araneae) from South America. *Bull. Am. Mus. Nat. Hist.* 205: 001-199.

MINAGRI (MINISTERIO DE AGRICULTURA Y RIEGO). 2019. Algodón (en línea). Consultado 25 may. 2019. Disponible en <http://minagri.gob.pe/portal/27-sector-agrario/algodon/226-algodon?limitstart=0>.

Mota, T.; Fernandes, M.; Freire, M.; Beltramin, P.; De Cuadros, J.; Oliveira, S. 2012. Tritrophic interactions between Bt cotton plants, the aphid *Aphis gossypii* Glover, 1827

(Hemiptera: Aphididae), and the predator, *Chrysoperla externa* (Hagen, 1861) (Neuroptera: Chrysopidae). Afr. J. Agric. Res. 7(44): 5919-5924.

Narendran, T.; Santhosh, S.; Peter, A.; Sheeba, M.; Jilcy, M. 2007. A review of *Pachyneuron* species (Hymenoptera: Pteromalidae) of middle east. J. Environ. & Sociobiol. 4(2): 119-138.

Núñez, E. 1988. Ciclo biológico y crianza de *Chrysoperla externa* y *Ceraeochrysa cincta* (Neuroptera, Chrysopidae). Rev. per. Ent. 31: 76-82.

Nyffeler, M. 2000. Do adult female lycosids feed during the period of maternal care? Bull. Br. Arachnol. Soc. 11(9): 388-390.

Öberg, S.; Ekbom, B. 2006. Recolonisation and distribution of spiders and carabids in cereal fields after spring sowing. Ann. Appl. Biol. 149: 203-211.

Öberg, S.; Ekbom, B.; Bommarco, R. 2007. Influence of habitat type and surrounding landscape on spider diversity in Swedish agroecosystems. Agric. Ecosyst. Environ. 122: 211-219.

Ortiz, M. 2009. Algodón en peligro: caen los cultivos precipitadamente. El Comercio (en línea). Consultado 25 may. 2019. Disponible en <http://m.elcomercio.pe/iphone/noticia/366452>.

Parajulee, M.; Slosser, J. 1999. Evaluation of potential relay strip crops for predator enhancement in Texas cotton. Int. J. Pest Manage. 45: 275-286.

Parajulee, M.; Phillips, T.; Hogg, D. 1994. Functional response of *Lyctocoris campestris* (F.) adults: effects of predator sex, prey type, and experimental habitat. Biol. Control. 4: 80-87.

Pekár, S. 2002. Susceptibility of the spider *Theridion impressum* to 17 insecticides. J. Pest Sci. 75: 51-55.

- Pekár, S. 2012. Spiders (Araneae) in the pesticide world: an ecotoxicological review. *Pest Manag. Sci.* 68(11): 1438-1446.
- Pérez-Guerrero, S.; Tamajón, R.; Aldebis, H.; Vargas-Osuna, E. 2009. Comunidad de arañas en cultivos de algodón ecológico en el sur de España. *Rev. Colomb. Entomol.* 35(2): 168-172.
- Pieters, E.; Sterling, W. 1974. Aggregation índices of cotton arthropods in Texas. *Environ. Entomol.* 3(4): 598-600.
- Plagens, M. 1983. Population of *Misumenops* (Araneae, Thomisidae) in two Arizona cotton fields. *Environ. Entomol.* 12(2): 572-575.
- Platnick, N.; Ewing, C. 1995. A revision of the Tracheline spiders (Araneae, Corinnidae) of southern South America. *Bull. Am. Mus. Nat. Hist.* 3128: 1-41.
- Platnick, N.; Murphy, J. 1987. Studies on malagasy spiders, 3. The Zelotine Gnaphosidae (Araneae, Gnaphosoidea), with a review of the genus *Camillina*. *Bull. Am. Mus. Nat. Hist.* 2874: 1-33.
- Platnick, N.; Shadab, M. 1982. A revision of the american spiders of the genus *Camillina* (Araneae, Gnaphosidae). *Bull. Am. Mus. Nat. Hist.* 2748: 1-38.
- Platnick, N.; Shadab, M. 1983. A revision of the american spiders of the genus *Zelotes* (Araneae, Gnaphosidae). *Bull. Am. Mus. Nat. Hist.* 174(2): 97-192.
- Pogue, M. 2013. Revised status of *Chloridea* Duncan and (Westwood), 1841, for the *Heliothis virescens* species group (Lepidoptera: Noctuidae: Heliiothinae) based on morphology and three genes. *Syst. Entomol.* 38: 523-542.
- Prószyński, J. 2009. A monograph of the Salticidae (Araneae) of the World. Warsaw-Poland. 3668 p.

Rabasse, J.; Van Steenis, M. 1999. Biological control of aphids. En: Albajes, R., Gullino, M., Van Lenteren, J. y Elad, Y. (eds.) Integrated pest and disease management in greenhouse crops. 235-243.

Rakhshani, E.; Talebi, A.; Kavallieratos, N.; Rezwani, A.; Manzari, S.; Tomanović. 2005. Parasitoid complex (Hymenoptera, Braconidae, Aphidiinae) of *Aphis craccivora* Koch (Hemiptera: Aphidoidea) in Iran. J. Pest. Sci. 78: 193-198.

Ramalho, F.; Fernandes, F.; Nascimento, A.; Nascimento, J.; Malaquias, J.; Silva, C. 2012. Feeding damage from cotton aphids, *Aphis gossypii* Glover (Hemiptera: Heteroptera: Aphididae), in cotton with colored fiber intercropped with fennel. Ann. Entomol. Soc. Am. 105(1): 20-27.

Rathod, R.; Bapodra, J. 2004. Population dynamics of aphid, *A. gossypii* on cotton. Agric. Sci. Digest. 24(1): 48-50.

Razmjou, J.; Moharramipour, S.; Fathipour, Y.; Mirhoseini, S. 2006. Demographic parameters of cotton aphid, *Aphis gossypii* Glover (Homoptera: Aphididae) on five cotton cultivars. Insect Sci. 13: 205-210.

Redolfi, I.; Ortiz, M. 1980. Algunos Aphidiinae (Hymenopt.: Braconidae) parasitoides de áfidos (Homopt.: Aphididae) en el Perú. Rev. per. Ent. 23(1): 129-132.

Reyes, P.; Herrera, J. 1975. Capacidad reproductiva del “picudo peruano” *Anthonomus vestitus* Bohm. Rev. per. Ent. 18(1): 65-69.

Ribes, A. 2013. A new species of *Baryscapus* Förster from Spain (Hymenoptera: Chalcidoidea: Eulophidae), associated with galls on Artemisia Herba-Alba. Boletín de la Sociedad Entomológica Aragonesa. 52: 71-78.

Ribes, A. 2014. Two new species of *Baryscapus* Förster from Spain (Hymenoptera: Chalcidoidea: Eulophidae). Boletín de la Sociedad Entomológica Aragonesa. 54: 51-60.

- Rodrigues, E.; Mendonça, S.; Ott, R. 2009. Spider diversity in a rice agroecosystem and adjacent areas in southern Brazil. *Rev. Colomb. Entomol.* 35(1): 89-97.
- Romero, R.; Cueva, M.; Ojeda, D. 1974. Morfología, ciclo biológico y comportamiento de *Scymnus (Pullus)* sp. (Col.: Coccinellidae). *Rev. per. Ent.* 17(1): 42-47.
- Rondón, S. 1999. Artrópodos del suelo en los cultivos de camote y algodónero en la costa central del Perú. Tesis para optar el Grado de Magister Scientiae en Entomología. Universidad Nacional Agraria La Molina. Lima-Perú. 219 p.
- Rosen, D.; Debach, P. 1979. Species of *Aphytis* of the World (Hymenoptera: Aphelinidae). Israel Universities Press. Jerusalem. 801 p.
- Saavedra, J. 1989. *Anthonomus vestitus* en Piura: su susceptibilidad a insecticidas ensayados en laboratorio. *Rev. per. Ent.* 32: 43-46.
- Saavedra, J.; Almaster, A.; Laberry, M.; Marcelo, M. 1989. Insecticidas contra *Aphis gossypii* en el valle del Chira, durante 1987-1988. *Rev. per. Ent.* 32: 57-63.
- Salazar, B. 2012. Algodón-textil-confecciones: la cadena que se rompió. *La Revista Agraria.* (141): 4-5.
- Sánchez, G. 2013. Información personal.
- Sánchez, G.; Sarmiento, J. 2002. Plagas del cultivo de algodónero. Universidad Nacional Agraria La Molina. Departamento de Entomología. Lima-Perú. 187 p.
- Sánchez, G.; Vergara, C. 1995. Fluctuación poblacional de cuatro plagas y sus controladores biológicos en algodónero cultivado en Cañete, 1989-1990. *Rev. per. Ent.* 38: 101-103.
- Santos, A.; Brescovit, A. 2003. A revision of the neotropical species of the lynx spider genus *Peuceitia* Thorell 1869 (Araneae: Oxyopidae). *Insect Syst. Evol.* 34(1): 95-116.

- Sarmiento, J.; Sánchez, G. 2012. Evaluación de insectos. 5 ed. Universidad Nacional Agraria La Molina. Departamento de Entomología. Lima-Perú. 126 p.
- Scarpellini, J.; Andrade, D. 2010. Avaliação do efeito de inseticidas sobre a joaninha *Hippodamia convergens* Guérin-Meneville (Coleoptera: Coccinellidae) em algodoeiro. Arq. Inst. Biol. 77(2): 323-330.
- Sechser, B.; Ayoub, S.; Monuir, N. 2001. Selectivity of Lufenuron (Match), Profenofos and mixtures of both versus cotton predators. Pesticides and Beneficial Organisms. 24(4): 121-137.
- Shalaby, F.; El-Heneidy, A.; Hafez, A.; El-Din, I. 2008. Seasonal abundances of common coccinellid species in some economic field crops in Egypt. J.Agric. Res. 86(1): 303-317.
- Shrestha, R.; Parajulee, M. 2013. Potential cotton aphid, *Aphis gossypii*, population suppression by arthropod predators in upland cotton. Insect Sci. 20:778-788.
- Simó, M.; Seguí, R.; Pérez-Miles, F. 2002. The copulatory organs of the cryptic species *Lycosa thorelli* and *Lycosa carbonelli* and their hybrid progeny, with notes on their taxonomy (Araneae, Lycosidae). J. Arachnol. 30: 140-145.
- Simó, M.; Fátima, M.; Jorge, C.; Castro, M.; Alves, M.; Laborda, A. 2013. Habitat, redescription and distribution of *Latrodectus geometricus* in Uruguay (Araneae: Theridiidae). Biota Neotrop. 13(1): 371-375.
- Slosser, J.; Pinchak, W.; Rummel, D. 1989. A review of known and potential factors affecting the population dynamics of the cotton aphid. Southwest. Entomol. 14: 303-313.
- Slowik, J.; Cushing, P. 2007. Redescription of *Hogna coloradensis* (Banks 1894) from the southwestern United States (Araneae, Lycosidae). J. Arachnol. 35: 46-53.
- Song, L.; Cao, L.; Li, X.; Yang, Z.; Chen, Y. 2017. A new species of *Baryscapus* (Hymenoptera: Eulophidae) parasitizing pupae and larvae of two *Dioryctria* species (Lepidoptera: Pyralidae). Ann. Entomol. Soc. Am. 110(3): 286-293.

Stehr, F. 1991. Immature insects. 2: 975 p.

Surekha, K.; Lasalle, J. 1995. An unusual new species of *Baryscapus* Förster (Hymenoptera: Eulophidae: Tetrastichinae) from North America. J. New York Entomol. Soc. 103(1): 78-82.

Takaloozadeh, H. 2010. Effects of host plants and various temperatures on population growth parameters of *Aphis gossypii* Glover (Hom.: Aphididae). Middle East J. Sci. Res. 6(1): 25-30.

Tejada-Rodríguez, J. 1993. *Pectinophora gossypiella* en Piura: interacción de factores climáticos y bióticos para su control. Rev. per. Ent. 36: 85-88.

Thompson, J. 1994. King of fibers. National Geographic Magazine's. 185(6): 60-86.

Tomás, L.; Peralta, K. 1993. *Heliothis virescens* como plaga del manzano en el valle de Mala. Rev. per. Ent. 36: 89-90.

Topping, C.; Luff, M. 1995. Three factors affecting the pitfall trap catch of linyphiid spiders (Araneae: Linyphiidae). Bull. Br. Arachnol. Soc. 10: 35-38.

Topping, C.; Sunderland, K. 1992. Limitations to the use of pitfall traps in ecological studies exemplified by a study of spiders in a field of winter wheat. J. Appl. Ecol. 29(2): 485-491.

Triplehorn, C.; Johnson, N. 2005. Borror and DeLong's Introduction to the Study of Insects. 7° ed. 864 p.

Ubick, D.; Paquin, P.; Cushing P.; Roth, V. 2005. Spiders of North America. An identification manual. American Arachnological Society. 377 p.

Valencia, L.; Cárdenas, N. 1973. Los áfidos (Homoptera: Aphididae) del valle de Ica, sus plantas hospederas y enemigos naturales. Rev. per. Ent. 16(1): 6-14.

Van Den Berg, A. 1989. An investigation into the effects of two commonly used pesticides on spider mite predator populations in cotton with special reference to spiders. Tesis para optar el Grado de Magister. Universidad Rand Afrikaans. Johannesburg-Sudáfrica. 121 p.

Van Den Berg, A.; Dippenaar-Schoeman, A. 1991. Spiders, predacious insects and mites on South African cotton. *Phytophylactica*. 23: 85-86.

Van Doesburg, P.1968. A revision of the new world species of *Dysdercus* Guérin Méneville (Heteroptera, Pyrrhocoridae). 215 p.

Vásquez, J. 2004. Propuesta de manejo integrado de plagas del algodón en el valle del Santa, Ancash, Perú. *Rev. per. Ent.* 44: 119-124.

Velarde, G.; Robles, F.; Valencia, L. 1968. Consideraciones sobre el incremento del “pulgón de la melaza” y el estado de la planta del algodón. *Rev. per. Ent.* 11(1): 109-111.

Voegtlin, D.; Villalobos, W.; Vinicio, M.; Saborío, G.; Rivera, C. 2003. Guía de los áfidos alados de Costa Rica. *Rev. Biol. Trop.* 51(2): 228 p.

Wade, M.; Scholz, B.; Lloyd, R.; Cleary, A.; Franzmann, B.; Zalucki, M. 2006. Temporal variation in arthropod sampling effectiveness: the case for using the beat sheet method in cotton. *Entomol. Exp. Appl.* 120: 139-153.

Wells, M.; Mcpherson, R.; Roberson, J.; Herzog, G. 2001. Coccinellids in cotton: population response to pesticide application and feeding response to cotton aphids (Homoptera: Aphididae). *Environ. Entomol.* 30(4): 785-793.

Wille, J. 1952. *Entomología agrícola del Perú*. Junta de Sanidad Vegetal. 2 ed. Lima-Perú. 543 p.

Wille, J. 1958. Observaciones bioecológicas sobre arrebatiado con conclusiones prácticas agrícolas. *Rev. per. Ent.* 1(1): 35-37.

Work, T.; Buddle, C.; Korinus, L.; Spence, J. 2002. Pitfall trap size and capture of three taxa of litter-dwelling arthropods: implications for biodiversity studies. *Environ. Entomol.* 31(3): 438-448.

World Spider Catalog. 2020. World Spider Catalog. Versión 21.5. Natural History Museum Bern (en línea). Consultado 25 may. 2020. Disponible en <http://wsc.nmbe.ch>.

Yano, E. 2006. Ecological considerations for biological control of aphids in protected culture. *Popul. Ecol.* 48: 333-339.

Yoshida, H. 2001. The spider genera *Robertus*, *Enoplognatha*, *Steatoda* and *Crustulina* (Araneae, Theridiidae) from Japan. *Acta Arachnol.* 50(1): 31-48.

Young, O.; Edwards, G. 1990. Spiders in United States field crops and their potential effect of crop pests. *J. Arachnol.* 18: 1-27.

Zhao, J. 1993. Spiders in the cotton fields in China. Wuhan Publishing House. Wuhan-China. 552p.

VIII. ANEXOS

Anexo 1: Cartilla de evaluación con las técnicas de evaluación directa de la planta y caída por sacudida de la planta en la etapa de desarrollo vegetativo en el cultivo de algodón en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima.

Fecha de evaluación									
Determinaciones				Sectores					Total
				1	2	3	4	5	
Evaluación directa de la planta (100 plantas)	100 brotes terminales	<i>A. Gossypii</i>	Ninfas y adultos						
			Benéficos						
	100 bases de plantas	<i>C. virescens</i>	Larvas						
			Benéficos						
Observaciones									
Determinaciones				Sectores					Total
				1	2	3	4	5	
Caída por sacudida de la planta (20 plantas)	<i>C. virescens</i>	Larvas							
	<i>D. peruvianus</i>	Ninfas y adultos							
	Benéficos								
Observaciones									

Anexo 2: Cartilla de evaluación con las técnicas de evaluación directa de la planta y caída por sacudida de la planta a partir de la etapa de botón en el cultivo de algodón en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima.

Fecha de evaluación										
Determinaciones				Sectores					Total	
				1	2	3	4	5		
Evaluación directa de la planta (100 plantas)	Tercio superior	100 flores	<i>A. vestitus</i>	Adultos						
			<i>P. gossypiella</i>	Larvas						
				Benéficos						
	100 botones	<i>A. vestitus</i>	Larvas							
	Tercio medio	100 flores	<i>A. vestitus</i>	Adultos						
			<i>P. gossypiella</i>	Larvas						
				Benéficos						
		100 botones	<i>A. vestitus</i>	Larvas						
			<i>C. virescens</i>	Larvas						
				Benéficos						
		100 bellotas	<i>C. virescens</i>	Larvas						
			<i>P. gossypiella</i>	Benéficos						
				Larvas						
		100 hojas	<i>A. gossypii</i>	Ninfas y adultos						
	Benéficos									
	Tercio inferior	100 flores	<i>A. vestitus</i>	Adultos						
			<i>P. gossypiella</i>	Larvas						
				Benéficos						
		100 botones	<i>A. vestitus</i>	Larvas						
			<i>C. virescens</i>	Larvas						
Benéficos										
100 bellotas		<i>C. virescens</i>	Larvas							
		<i>P. gossypiella</i>	Benéficos							
			Larvas							
100 hojas		<i>A. gossypii</i>	Ninfas y adultos							
	Benéficos									
100 bases de plantas	<i>D. peruvianus</i>	Nidos								
Observaciones										
Determinaciones				Sectores					Total	
				1	2	3	4	5		
Caída por sacudida de la planta (20 plantas)	<i>A. vestitus</i>	Adultos								
	<i>C. virescens</i>	Larvas								
	<i>D. peruvianus</i>	Ninfas y adultos								
	Benéficos									
Observaciones										

Anexo 3: Datos meteorológicos por fecha de evaluación en el cultivo del algodón en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima.

Fecha de evaluación	Temperatura media diaria (°C)	Temperatura máxima diaria (°C)	Temperatura mínima diaria (°C)	Humedad relativa media diaria (%)	Humedad relativa máxima diaria (%)	Humedad relativa mínima diaria (%)	Precipitación diaria (mm)	Radiación diaria Circunpl. (ly/día)
16/11/13	19.3	22.2	15.5	81	94	71	0.0	398.3
23/11/13	19.7	23.3	15.6	77	90	64	0.0	355.9
01/12/13	19.8	23.5	15.9	85	91	76	0.0	254.4
07/12/13	21.6	25.1	18.0	73	88	62	0.0	444.5
14/12/13	22.1	25.7	19.0	78	92	65	0.0	388.6
23/12/13	22.5	25.7	16.6	77	98	68	0.0	388.4
04/01/14	23.2	27.7	17.6	81	99	63	0.0	404.0
11/01/14	23.2	25.8	19.0	78	96	66	0.0	315.2
18/01/14	25.0	28.8	21.2	79	92	62	0.0	311.1
25/01/14	25.5	28.5	19.9	76	92	65	0.0	483.1
01/02/14	24.2	27.9	18.5	72	98	53	0.0	471.1
08/02/14	23.8	27.6	19.0	77	98	63	0.0	434.8
15/02/14	25.2	28.5	19.1	68	98	55	0.0	466.8
22/02/14	25.1	29.0	18.7	74	98	58	0.0	408.5
03/03/14	26.0	30.1	21.7	69	88	56	0.0	373.9
13/03/14	25.5	28.7	20.1	69	95	58	0.0	395.0
22/03/14	24.8	28.3	18.9	72	96	61	0.0	354.5
29/03/14	22.1	25.4	17.2	79	94	67	0.0	404.5
05/04/14	22.5	27.5	17.7	77	96	62	0.0	435.0
12/04/14	21.4	25.1	15.7	78	98	65	0.0	415.8
22/04/14	21.4	25.2	16.8	80	98	65	0.0	406.7
30/04/14	21.5	25.7	17.7	78	94	60	0.0	390.1
10/05/14	18.6	20	17.5	89	97	84	0.0	60.6
17/05/14	18.9	19.8	17.7	89	95	83	0.0	80.2
24/05/14	19.6	23.3	18.0	83	89	71	0.0	215.0
31/05/14	19.6	23	16.4	82	94	69	0.0	224.2
07/06/14	18.2	19.8	17.2	85	91	80	0.0	75.7
14/06/14	19.0	23.5	16.3	85	96	75	0.0	212.1
21/06/14	19.4	21.9	18.1	82	90	71	0.0	125.7
28/06/14	18.7	21.9	13.1	88	91	80	0.0	156.6
05/07/14	17.6	20.9	15.5	81	90	70	0.0	244.1
12/07/14	16.2	19.5	14.9	90	94	80	0.0	173.8

Anexo 4: Plagas y enemigos naturales a evaluar empleando las tres técnicas de muestreo y durante las diferentes etapas del cultivo de algodón en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima.

Plaga		<i>A. gossypii</i>		<i>C. virescens</i>		<i>D. peruvianus</i>	<i>A. vestitus</i>	<i>P. gossypiella</i>
Estado de desarrollo		Ninfas y/o adultos		Larvas		Ninfas y/o adultos	Larvas y adultos	Larvas
Técnica de muestreo	Evaluación directa de la planta	Desarrollo vegetativo	A partir de botón	Desarrollo vegetativo	A partir de botón	Base de planta (nidios: primeros estadíos ninfales)	1/3 superior: 1 botón (larvas) 1 flor (adultos)	1/3 superior: 1 flor
		1 brote terminal	1/3 medio: 1 hoja 1/3 inferior: 1 hoja	1 brote terminal	1/3 medio: 1 botón 1 bellota 1/3 inferior: 1 botón 1 bellota		1/3 medio: 1 botón (larvas) 1 flor (adultos) 1/3 inferior: 1 botón (larvas) 1 flor (adultos)	1/3 medio: 1 flor 1 bellota 1/3 inferior: 1 flor 1 bellota
	Caída por sacudida de la planta	-	Sí	Sí (ninfas y adultos)	Sí (adultos)		-	
Trampas de caída		Solo para enemigos naturales						
Enemigos naturales		Depredadores y parasitoides		Depredadores y parasitoides		-	Parasitoides	Parasitoides

Anexo 5: Promedio por planta y por hoja del tercio medio e inferior de la planta de *A. gossypii* (ninfas + adultos), promedio por planta de sus parasitoides, de sus insectos depredadores y de las familias Coccinellidae y Chrysopidae mediante la técnica de evaluación directa de la planta por fecha de evaluación en el cultivo del algodón en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima.

Fecha de evaluación	<i>A. gossypii</i> (ninfas y adultos)	Hoja del tercio medio	Hoja del tercio inferior	Parasitoides de pulgones	Insectos depredadores	Coccinellidae	Chrysopidae
16/11/13	5.22	-	-	0	0.01	0.01	0
23/11/13	13.77	-	-	0	0.08	0.08	0
01/12/13	34.64	-	-	0.8256	0.08	0.06	0.01
07/12/13	29.81	-	-	2.3367	0.36	0.29	0.03
14/12/13	5.07	-	-	0.0464	0.7	0.66	0.04
23/12/13	0	0	0	0	0.21	0.2	0
04/01/14	0	0	0	0	0.07	0.07	0
11/01/14	0.26	0.1	0.16	0	0.13	0.13	0
18/01/14	0.35	0.19	0.16	0	0.19	0.19	0
25/01/14	0.72	0.51	0.21	0	0.17	0.09	0.08
01/02/14	1.04	0.5	0.54	0	0.28	0.06	0.22
08/02/14	1.51	0.67	0.84	0	0.28	0.03	0.25
15/02/14	4.05	2.07	1.98	0	0.44	0	0.44
22/02/14	8.13	3	5.13	0	1.33	0.66	0.67
03/03/14	15.14	5.98	9.16	0	0.7	0.22	0.48
13/03/14	13.73	5.46	8.27	0	0.41	0.1	0.3
22/03/14	18.57	7.85	10.72	0	1.17	0.57	0.6
29/03/14	21.93	9.57	12.36	0	0.36	0.09	0.27
05/04/14	31.44	12.67	18.77	0	0.47	0.24	0.2
12/04/14	17.16	7.05	10.11	0	0.42	0.21	0.19
22/04/14	11.93	5.53	6.4	0	0.19	0.13	0.03
30/04/14	14.56	5.23	9.33	0	0.28	0.14	0.14
10/05/14	20.46	9.39	11.07	0	0.26	0.19	0.03
17/05/14	16.98	9.09	7.89	0	0.31	0.28	0.03
24/05/14	15.39	8.44	6.95	0	0.18	0.13	0.04
31/05/14	4.26	2.66	1.6	0	0.11	0.08	0.01
07/06/14	2.04	1.04	1	0	0.19	0.14	0.03
14/06/14	1.14	0.57	0.57	0	0.11	0.07	0.04
21/06/14	0.42	0.19	0.23	0	0.06	0.03	0.03
28/06/14	0.62	0.1	0.52	0	0.08	0.05	0.03
05/07/14	0.06	0.04	0.02	0	0.01	0.01	0
12/07/14	0.15	0.11	0.04	0.026	0.02	0.02	0

Anexo 6: Parasitoides emergidos (familias, especies y abundancia) de las plagas evaluadas en el cultivo del algodón en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima.

Plaga hospedera	Parasitoide		
	Familia	Especie	Abundancia
<i>A. craccivora</i> y <i>A. gossypii</i>	Braconidae	<i>Aphidius colemani</i>	6
<i>A. craccivora</i> y <i>A. gossypii</i>	Braconidae	<i>Lysiphlebus testaceipes</i>	53
<i>A. gossypii</i>	Braconidae	<i>Praon volucre</i>	1
<i>C. virescens</i>	Ichneumonidae	<i>Temelucha</i> sp.	1
<i>A. vestitus</i>	Pteromalidae	<i>Pteromalus</i> sp.	1

*También emergió un individuo parasitoide (Diptera: Tachinidae) de una larva de *A. texana*, pero al momento de su procesamiento la muestra se dañó.

Anexo 7: Prueba de normalidad de Shapiro - Wilk para las poblaciones evaluadas de ninfas + adultos de *A. gossypii* en la hoja del tercio medio y tercio inferior de la planta mediante la técnica de evaluación directa de la planta en el cultivo del algodón en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima.

Valores	Individuos del tercio medio	Individuos del tercio inferior
Shapiro-Wilk	0.8422	0.8249
p	0.00081*	0.00038*

*Significante ($p < 0.05$)

Anexo 8: Prueba estadística U de Mann - Whitney para las poblaciones evaluadas de ninfas + adultos de *A. gossypii* en la hoja del tercio medio y tercio inferior de la planta mediante la técnica de evaluación directa de la planta en el cultivo del algodón en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima.

Z	p
-0.5018	0.6158

*Significante ($p < 0.05$)

Anexo 9: Promedio por planta, por botón y bellota del tercio medio e inferior de la planta y por botón y bellota de la planta de larvas de *C. virescens*, promedio por planta de sus insectos depredadores y de las familias Chrysopidae y Miridae mediante la técnica de evaluación directa de la planta por fecha de evaluación en el cultivo del algodón en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima.

Fecha de evaluación	<i>C.virescens</i> (larvas)	Botón y bellota del tercio medio	Botón y bellota del tercio inferior	Botón	Bellota	Insectos depredadores	Chrysopidae	Miridae
16/11/13	0	-	-	-	-	0	0	0
23/11/13	0	-	-	-	-	0	0	0
01/12/13	0	-	-	-	-	0.02	0.01	0
07/12/13	0	-	-	-	-	0.05	0.03	0
14/12/13	0.01	-	-	-	-	0.11	0.04	0
23/12/13	0	0	0	0	-	0.03	0	0
04/01/14	0	0	0	0	-	0.01	0	0
11/01/14	0.03	0.03	0	0.03	-	0.06	0	0
18/01/14	0.01	0.01	0	0.01	-	0.03	0	0
25/01/14	0.01	0.01	0	0.01	-	0.14	0.08	0.01
01/02/14	0.01	0.01	0	0.01	-	0.29	0.22	0
08/02/14	0	0	0	0	-	0.35	0.25	0.03
15/02/14	0	0	0	0	0	0.53	0.44	0.04
22/02/14	0.02	0.01	0.01	0	0.02	0.85	0.67	0.14
03/03/14	0.01	0	0.01	0.01	0	0.71	0.48	0.16
13/03/14	0.03	0.02	0.01	0.01	0.02	0.64	0.3	0.21
22/03/14	0.02	0.02	0	0.01	0.01	1.27	0.6	0.56
29/03/14	0.02	0.02	0	0	0.02	0.92	0.27	0.34
05/04/14	0.04	0.02	0.02	0.02	0.02	0.75	0.2	0.32
12/04/14	0	0	0	0	0	0.56	0.19	0.27
22/04/14	0.01	0.01	0	0.01	0	0.29	0.03	0.14
30/04/14	0.01	0.01	0	0	0.01	0.44	0.14	0.15
10/05/14	0	0	0	0	0	0.2	0.03	0.13
17/05/14	0	0	0	0	0	0.19	0.03	0.12
24/05/14	0	0	0	0	0	0.12	0.04	0.08
31/05/14	0	0	0	0	0	0.11	0.01	0.08
07/06/14	0	0	0	0	0	0.28	0.03	0.18
14/06/14	0	0	0	0	0	0.14	0.04	0.08
21/06/14	0	0	0	0	0	0.13	0.03	0.08
28/06/14	0	0	0	0	0	0.05	0.03	0.02
05/07/14	0	0	0	0	0	0.04	0	0.04
12/07/14	0	0	0	0	0	0.03	0	0.03

Anexo 10: Promedio por planta de larvas de *C. virescens*, promedio por planta de sus insectos depredadores y de las familias Miridae y Berytidae mediante la técnica de caída por sacudida de la planta por fecha de evaluación en el cultivo del algodón en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima.

Fecha de evaluación	<i>C. virescens</i> (larva)	Insectos depredadores	Miridae	Berytidae
16/11/13	0	0	0	0
23/11/13	0	0.05	0	0
01/12/13	0	0.05	0	0
07/12/13	0	0	0	0
14/12/13	0	0.05	0	0
23/12/13	0	0.1	0	0
04/01/14	0	0.25	0	0
11/01/14	0	0.15	0.05	0
18/01/14	0	0.45	0.15	0
25/01/14	0	0.15	0.05	0
01/02/14	0	0.25	0.05	0
08/02/14	0	0.8	0.4	0.05
15/02/14	0	0.8	0.7	0
22/02/14	0	1.3	0.95	0.1
03/03/14	0.05	1.4	0.8	0.35
13/03/14	0	1.7	1.15	0.35
22/03/14	0	1.05	0.5	0.4
29/03/14	0	1	0.45	0.2
05/04/14	0.05	0.45	0.25	0.05
12/04/14	0	0.6	0.05	0.35
22/04/14	0	0.25	0	0.1
30/04/14	0	0.3	0.1	0.2
10/05/14	0	0.5	0.25	0.2
17/05/14	0	0.2	0.05	0.15
24/05/14	0	0.25	0.25	0
31/05/14	0	0.2	0.1	0.05
07/06/14	0	0.25	0.1	0.1
14/06/14	0	0.05	0	0.05
21/06/14	0	0	0	0
28/06/14	0	0	0	0
05/07/14	0	0	0	0
12/07/14	0	0	0	0

Anexo 11: Prueba de normalidad de Shapiro - Wilk para las poblaciones evaluadas de larvas de *C. virescens* mediante las técnicas de evaluación directa de la planta y de caída por sacudida de la planta en el cultivo del algodón en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima.

Valores	Individuos colectados mediante la evaluación directa	Individuos colectados mediante la caída por sacudida
Shapiro-Wilk	0.7086	0.2645
p	1.171E-06*	1.534E-11*

*Significante ($p < 0.05$)

Anexo 12: Prueba estadística U de Mann - Whitney para las poblaciones evaluadas de larvas de *C. virescens* mediante las técnicas de evaluación directa de la planta y de caída por sacudida de la planta en el cultivo del algodón en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima.

Z	p
-2.942	0.00326*

*Significante ($p < 0.05$)

Anexo 13: Prueba de normalidad de Shapiro - Wilk para las poblaciones evaluadas de larvas de *C. virescens* del botón y bellota en el tercio medio y tercio inferior de la planta mediante la técnica de evaluación directa de la planta en el cultivo del algodón en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima.

Valores	Individuos del tercio medio	Individuos del tercio inferior
Shapiro-Wilk	0.728	0.4417
p	9.75E-06*	4.522E-09*

*Significante ($p < 0.05$)

Anexo 14: Prueba estadística U de Mann - Whitney para las poblaciones evaluadas de larvas de *C. virescens* del botón y bellota en el tercio medio y tercio inferior de la planta mediante la técnica de evaluación directa de la planta en el cultivo del algodón en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima.

Z	p
-2.179	0.02937*

*Significante ($p < 0.05$)

Anexo 15: Prueba de normalidad de Shapiro - Wilk para las poblaciones evaluadas de larvas de *C. virescens* en el botón y bellota de la planta mediante la técnica de evaluación directa de la planta en el cultivo del algodón en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima.

Valores	Individuos en el botón	Individuos en la bellota
Shapiro-Wilk	0.5829	0.6119
p	1.969E-06*	3.919E-06*

*Significante ($p < 0.05$)

Anexo 16: Prueba estadística U de Mann - Whitney para las poblaciones evaluadas de larvas de *C. virescens* en el botón y bellota de la planta mediante la técnica de evaluación directa de la planta en el cultivo del algodón en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima.

Z	p
-0.5696	0.5689

*Significante ($p < 0.05$)

Anexo 17: Promedio por planta y por botón y flor del tercio superior, medio e inferior de la planta de larvas + adultos de *A. vestitus* mediante la técnica de evaluación directa de la planta por fecha de evaluación en el cultivo del algodón en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima.

Fecha de evaluación	<i>A. vestitus</i> (larvas)	Botón del tercio superior (larvas)	Botón de tercio medio (larvas)	Botón del tercio inferior (larvas)	<i>A. vestitus</i> (adultos)	Flor del tercio superior (adultos)	Flor del tercio medio (adultos)	Flor del tercio inferior (adultos)
16/11/13	-	-	-	-	-	-	-	-
23/11/13	-	-	-	-	-	-	-	-
01/12/13	-	-	-	-	-	-	-	-
07/12/13	-	-	-	-	-	-	-	-
14/12/13	-	-	-	-	-	-	-	-
23/12/13	0	0	0	0	-	-	-	-
04/01/14	0.02	0.01	0	0.01	-	-	-	-
11/01/14	0.02	0	0.02	0	-	-	-	-
18/01/14	0	0	0	0	-	-	-	-
25/01/14	0	0	0	0	0	0	0	0
01/02/14	0	0	0	0	0	0	0	0
08/02/14	0	0	0	0	0	0	0	0
15/02/14	0	0	0	0	0	0	0	0
22/02/14	0.01	0	0	0.01	0	0	0	0
03/03/14	0.03	0	0.02	0.01	0	0	0	0
13/03/14	0.05	0.02	0.02	0.01	0.02	0.01	0.01	0
22/03/14	0.01	0	0.01	0	0	0	0	0
29/03/14	0	0	0	0	0.01	0	0.01	0
05/04/14	0.01	0	0.01	0	0.02	0	0.02	0
12/04/14	0.01	0.01	0	0	0.01	0.01	0	0
22/04/14	0	0	0	0	0	0	0	0
30/04/14	0.03	0.03	0	0	0	0	0	0
10/05/14	0.01	0.01	0	0	0	0	0	0
17/05/14	0.06	0.05	0.01	0	0	0	0	0
24/05/14	0.01	0.01	0	0	0	0	0	0
31/05/14	0.13	0.12	0.01	0	0	0	0	0
07/06/14	0.03	0.03	0	0	0	0	0	0
14/06/14	0.07	0.07	0	0	0	0	0	0
21/06/14	0.01	0	0	0.01	0	0	0	0
28/06/14	0	0	0	0	0	0	0	0
05/07/14	0.01	0.01	0	0	0	0	0	0
12/07/14	0	0	0	0	0	0	0	0

Anexo 18: Promedio por planta de adultos de *A. vestitus* mediante la técnica de caída por sacudida de la planta por fecha de evaluación en el cultivo del algodón en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima.

Fecha de evaluación	<i>A. vestitus</i> (adultos)
16/11/13	-
23/11/13	-
01/12/13	-
07/12/13	-
14/12/13	-
23/12/13	0
04/01/14	0
11/01/14	0
18/01/14	0
25/01/14	0.05
01/02/14	0
08/02/14	0
15/02/14	0
22/02/14	0
03/03/14	0
13/03/14	0.05
22/03/14	0.05
29/03/14	0.05
05/04/14	0.1
12/04/14	0
22/04/14	0
30/04/14	0
10/05/14	0
17/05/14	0.05
24/05/14	0.1
31/05/14	0.1
07/06/14	0.3
14/06/14	0.05
21/06/14	0.05
28/06/14	0.15
05/07/14	0
12/07/14	0

Anexo 19: Prueba de normalidad de Shapiro - Wilk para las poblaciones evaluadas de adultos de *A. vestitus* mediante las técnicas de evaluación directa de la planta y de caída por sacudida de la planta en el cultivo del algodón en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima.

Valores	Individuos colectados mediante la evaluación directa	Individuos colectados mediante la caída por sacudida
Shapiro-Wilk	0.4772	0.6941
P	5.224E-08*	1.174E-05*

*Significante ($p < 0.05$)

Anexo 20: Prueba estadística U de Mann - Whitney para las poblaciones evaluadas de adultos de *A. vestitus* mediante las técnicas de evaluación directa de la planta y de caída por sacudida de la planta en el cultivo del algodón en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima.

Z	p
-2.993	0.00277*

*Significante ($p < 0.05$)

Anexo 21: Promedio por planta de larvas (mediante la técnica de evaluación directa de la planta) + adultos (mediante las técnicas de evaluación directa y caída por sacudida de la planta) de *A. vestitus* por fecha de evaluación en el cultivo del algodón en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima.

Fecha de evaluación	<i>A. vestitus</i> (larvas - evaluación directa de la planta)	<i>A. vestitus</i> (adultos - evaluación directa y caída por sacudida de la planta)
16/11/13	0	0
23/11/13	0	0
01/12/13	0	0
07/12/13	0	0
14/12/13	0	0
23/12/13	0	0
04/01/14	0.02	0
11/01/14	0.02	0
18/01/14	0	0
25/01/14	0	0.05
01/02/14	0	0
08/02/14	0	0
15/02/14	0	0
22/02/14	0.01	0
03/03/14	0.03	0
13/03/14	0.05	0.07
22/03/14	0.01	0.05
29/03/14	0	0.06
05/04/14	0.01	0.12
12/04/14	0.01	0.01
22/04/14	0	0
30/04/14	0.03	0
10/05/14	0.01	0
17/05/14	0.06	0.05
24/05/14	0.01	0.1
31/05/14	0.13	0.1
07/06/14	0.03	0.3
14/06/14	0.07	0.05
21/06/14	0.01	0.05
28/06/14	0	0.15
05/07/14	0.01	0
12/07/14	0	0

Anexo 22: Promedio por planta de nidos (primeros estadíos ninfales) y ninfas + adultos de *D. peruvianus* mediante las técnicas de evaluación directa de la planta y caída por sacudida de la planta respectivamente, por fecha de evaluación en el cultivo del algodón en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima.

Fecha de evaluación	<i>D. peruvianus</i> (nidos: primeros estadíos ninfales - evaluación directa de la planta)	<i>D. peruvianus</i> (ninfas + adultos - caída por sacudida de la planta)
16/11/13	0	0
23/11/13	0	0
01/12/13	0	0
07/12/13	0	0
14/12/13	0	0
23/12/13	0	0
04/01/14	0	0
11/01/14	0	0
18/01/14	0	0
25/01/14	0	0
01/02/14	0	0.05
08/02/14	0	0.1
15/02/14	0	0
22/02/14	0	0.1
03/03/14	0.1	0
13/03/14	0.23	0.05
22/03/14	0.01	0.2
29/03/14	0.01	0
05/04/14	0	0.15
12/04/14	0.38	0.55
22/04/14	0.54	2.5
30/04/14	0.92	7.45
10/05/14	0.34	5.1
17/05/14	0.07	4.85
24/05/14	5.66	5.35
31/05/14	3.68	5
07/06/14	2.48	5.6
14/06/14	6.46	5.6
21/06/14	3.99	4
28/06/14	3.53	3.8
05/07/14	1.24	0.7
12/07/14	1.37	2.15

Anexo 23: Promedio por planta y por bellota del tercio medio e inferior de la planta de larvas de *P. gossypiella* mediante la técnica de evaluación directa de la planta por fecha de evaluación en el cultivo del algodón en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima.

Fecha de evaluación	<i>P. gossypiella</i> (larvas)	Bellota del tercio medio	Bellota del tercio inferior
16/11/13	-	-	-
23/11/13	-	-	-
01/12/13	-	-	-
07/12/13	-	-	-
14/12/13	-	-	-
23/12/13	-	-	-
04/01/14	-	-	-
11/01/14	-	-	-
18/01/14	-	-	-
25/01/14	-	-	-
01/02/14	-	-	-
08/02/14	-	-	-
15/02/14	0.16	0.04	0.12
22/02/14	0.28	0.08	0.2
03/03/14	0.16	0.04	0.12
13/03/14	0.08	0.08	0
22/03/14	0.12	0	0.12
29/03/14	0.2	0.12	0.08
05/04/14	0.08	0.04	0.04
12/04/14	0.36	0.28	0.08
22/04/14	1.16	0.76	0.4
30/04/14	2.2	0.72	1.48
10/05/14	3.36	1.8	1.56
17/05/14	4.2	2	2.2
24/05/14	5.96	2.76	3.2
31/05/14	4.12	2.68	1.44
07/06/14	8.6	5.52	3.08
14/06/14	7.2	3.84	3.36
21/06/14	7.24	4.84	2.4
28/06/14	6.44	3.28	3.16
05/07/14	4.28	2.8	1.48
12/07/14	5.72	3.48	2.24

Anexo 24: Prueba de normalidad de Shapiro - Wilk para las poblaciones evaluadas de larvas de *P. gossypiella* en la bellota del tercio medio y tercio inferior de la planta mediante la técnica de evaluación directa de la planta en el cultivo del algodón en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima.

Valores	Individuos del tercio medio	Individuos del tercio inferior
Shapiro-Wilk	0.8662	0.8484
p	0.01008*	0.00501*

*Significante ($p < 0.05$)

Anexo 25: Prueba estadística U de Mann - Whitney para las poblaciones evaluadas de larvas de *P. gossypiella* en el tercio medio y tercio inferior de la planta mediante la técnica de evaluación directa de la planta en el cultivo del algodón en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima.

Z	p
-0.4064	0.6845

*Significante ($p < 0.05$)

Anexo 26: Promedio por planta y trampa de los insectos depredadores y arañas mediante las tres técnicas empleadas (evaluación directa, caída por sacudida de la planta y trampas de caída) por fecha de evaluación en el cultivo del algodón en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima.

Fecha de evaluación	Insectos depredadores (total)	Evaluación directa de la planta	Caída por sacudida de la planta	Trampas de caída	Arañas (total)	Evaluación directa de la planta	Caída por sacudida de la planta	Trampas de caída
16/11/13	0.11	0.01	0	0.1	0.68	0.03	0.05	0.6
23/11/13	0.28	0.08	0.1	0.1	0.25	0	0.05	0.2
01/12/13	0.88	0.08	0.7	0.1	0.15	0	0.05	0.1
07/12/13	1.36	0.36	0.6	0.4	0.66	0.01	0.05	0.6
14/12/13	3.79	0.59	0.6	2.6	0.7	0	0	0.7
23/12/13	2.04	0.24	0.2	1.6	1.2	0	0	1.2
04/01/14	1.03	0.08	0.55	0.4	1.52	0.02	0	1.5
11/01/14	0.84	0.19	0.25	0.4	1.25	0.05	0.3	0.9
18/01/14	0.82	0.22	0.5	0.1	1.44	0.19	0.35	0.9
25/01/14	0.6	0.15	0.35	0.1	8.89	0.24	0.65	8
01/02/14	0.79	0.19	0.4	0.2	3.84	0.19	0.45	3.2
08/02/14	1.94	0.14	1.2	0.6	2.18	0.13	0.55	1.5
15/02/14	1.54	0.14	1.1	0.3	1.98	0.23	0.45	1.3
22/02/14	2.21	0.36	1.45	0.4	4.25	0.3	2.15	1.8
03/03/14	2.24	0.34	1.5	0.4	3.89	0.49	2.2	1.2
13/03/14	2.83	0.48	1.95	0.4	4.09	0.54	2.85	0.7
22/03/14	2.59	1.09	1.3	0.2	5.03	0.78	3.65	0.6
29/03/14	2.22	0.77	1.15	0.3	5.54	0.54	3.8	1.2
05/04/14	2.24	0.84	0.8	0.6	4.17	0.37	2.1	1.7
12/04/14	2.48	0.53	1.05	0.9	10.58	0.48	2.4	7.7
22/04/14	1.25	0.4	0.65	0.2	3.38	0.28	2.6	0.5
30/04/14	1.27	0.42	0.85	0	4.65	0.3	3.75	0.6
10/05/14	1.38	0.38	0.8	0.2	4.35	0.3	3.05	1
17/05/14	1.68	0.23	0.95	0.5	3.06	0.46	2	0.6
24/05/14	1.41	0.21	0.9	0.3	4.3	0.35	2.85	1.1
31/05/14	0.86	0.21	0.45	0.2	4.72	0.42	3.5	0.8
07/06/14	1.61	0.41	1.1	0.1	4.69	0.49	3.1	1.1
14/06/14	0.63	0.18	0.05	0.4	3.71	0.36	2.75	0.6
21/06/14	0.33	0.13	0.1	0.1	2.52	0.27	1.65	0.6
28/06/14	0.32	0.07	0.15	0.1	4.09	0.29	2.7	1.1
05/07/14	0.2	0.05	0.05	0.1	2.78	0.28	1.7	0.8
12/07/14	0.05	0.05	0	0	2.66	0.16	1.8	0.7

Anexo 27: Prueba de normalidad de Shapiro - Wilk para las poblaciones evaluadas de insectos depredadores y arañas (mediante las técnicas de evaluación directa, caída por sacudida de la planta y trampas de caída) en el cultivo del algodón en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima.

Valores	Insectos depredadores	Arañas
Shapiro-Wilk	0.958	0.8958
P	0.2426	0.00486*

*Significante ($p < 0.05$)

Anexo 28: Prueba estadística T - Student [con la transformación $(Y+1)^{1/2}$, varianzas heterogéneas] para las poblaciones evaluadas de insectos depredadores y arañas (mediante las técnicas de evaluación directa, caída por sacudida de la planta y trampas de caída) en el cultivo del algodón en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima.

t	p
-4.6652	1.692E-05*

*Significante ($p < 0.05$)

Anexo 29: Abundancia y porcentaje de órdenes de insectos depredadores registrados en el cultivo del algodón en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima.

Orden	Abundancia	Porcentaje
Coleoptera	781	38.19%
Hemiptera	767	37.51%
Neuroptera	471	23.03%
Diptera	26	1.27%

Anexo 30: Abundancia y porcentaje de familias de insectos depredadores registrados en el cultivo del algodón en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima.

Familia	Abundancia	Porcentaje
Coccinellidae	762	37.27%
Miridae	455	22.25%
Chrysopidae	442	21.61%
Berytidae	126	6.16%
Anthocoridae	114	5.57%
Nabidae	69	3.37%
Hemerobiidae	29	1.42%
Dolichopodidae	16	0.78%
Carabidae	11	0.54%
Staphylinidae	8	0.39%
Syrphidae	7	0.34%
Geocoridae	3	0.15%
Empididae	2	0.10%
Asilidae	1	0.05%

Anexo 31: Abundancia y porcentaje de especies de insectos depredadores registrados en el cultivo del algodón en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima.

Especie	Abundancia	Porcentaje
<i>Hippodamia convergens</i>	359	23.88%
<i>Hyalochloria denticornis</i>	294	19.55%
<i>Rhinacloa forticornis</i>	145	9.64%
<i>Metacanthus tenellus</i>	126	8.37%
<i>Harmonia axyridis</i>	108	7.19%
<i>Chrysoperla externa</i>	100	6.65%
<i>Scymnus rubicundus</i>	95	6.32%
<i>Nabis capsiformis</i>	69	4.59%
<i>Orius insidiosus</i>	59	3.93%
<i>Paratriphleps laeviusculus</i>	55	3.66%
<i>Cycloneda sanguinea</i>	19	1.26%
<i>Chrysotus</i> sp. 2	9	0.60%
<i>Tetracha carolina chilensis</i>	8	0.53%
<i>Symphorobius</i> sp.	8	0.53%
<i>Chrysotus</i> sp. 1	7	0.47%
<i>Rhinacloa clavicornis</i>	6	0.40%
<i>Allograpta piurana</i>	6	0.40%
<i>Rhinacloa</i> sp.	4	0.27%
Oxypodini morfoespecie 2	4	0.27%
<i>Geocoris</i> sp.	3	0.20%
<i>Blennidus peruvianus</i>	3	0.20%
<i>Zagreus hexasticta</i>	2	0.13%
Aleocharinae morfoespecie 1	2	0.13%
Oxypodini morfoespecie 1	2	0.13%
<i>Hyperaspis</i> sp.	1	0.07%
<i>Scymnobius galapagoensis</i>	1	0.07%
<i>Eriopis connexa connexa</i>	1	0.07%
<i>Tytthus</i> sp.	1	0.07%
<i>Baeodromia</i> sp. 1	1	0.07%
<i>Baeodromia</i> sp. 2	1	0.07%
<i>Prolepis</i> sp.	1	0.07%
<i>Pseudodorus clavatus</i>	1	0.07%
<i>Ceraeochrysa cincta</i>	1	0.07%
<i>Hemerobius</i> sp.	1	0.07%

Anexo 32: Distribución temporal de la abundancia de insectos depredadores registrados mediante las técnicas tres técnicas empleadas (evaluación directa de la planta, caída por sacudida de la planta y trampas de caída) en el cultivo del algodón en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima.

Orden	Familia	Especie	Meses								
			Nov	Dic	Ene	Feb	Mar	Abr	May	Jun	Jul
Coleoptera	Carabidae	<i>Blennidus peruvianus</i>	1			2					
		<i>Tetracha chilensis</i>				5	2	1			
	Coccinellidae	<i>Cycloneda sanguinea</i>	2	4	3	5	1	2	1	1	
		<i>Eriopis connexa connexa</i>				1					
		<i>Harmonia axyridis</i>			2	1	15	36	36	17	
		<i>Hippodamia convergens</i>	3	136	39	25	29	42	49	28	4
		<i>Hyperaspis</i> sp.		1							
		<i>Scymnobius galapagoensis</i>				1					
		<i>Scymnus rubicundus</i>	5	44	17	6	9	8	4	2	
		<i>Zagreus hexasticta</i>				1		1			
	Staphylinidae	Aleocharinae morfoespecie 1		1							1
		Oxypodini morfoespecie 1	1							1	
		Oxypodini morfoespecie 2							4		
Diptera	Asilidae	<i>Prolepsis</i> sp.			1						
	Dolichopodidae	<i>Chrysotus</i> sp. 1			4	1			1	1	
		<i>Chrysotus</i> sp. 2					1	3		5	
	Empididae	<i>Baeodromia</i> sp. 1		1							
		<i>Baeodromia</i> sp. 2		1							
	Syrphidae	<i>Allograpta piurana</i>		6							
<i>Pseudodorus clavatus</i>									1		
Hemiptera	Anthorcoridae	<i>Orius insidiosus</i>			7	15	22	13	2		
		<i>Paratriphleps laeviusculus</i>			1	4	25	14	4	7	
	Berytidae	<i>Metacanthus tenellus</i>				5	55	43	16	7	
	Geocoridae	<i>Geocoris</i> sp.		1							
	Miridae	<i>Hyalochloria denticornis</i>				12	95	91	53	36	7
		<i>Rhinacloa</i> sp.			1	1				2	
		<i>Rhinacloa clavicornis</i>					5	1			
		<i>Rhinacloa forticornis</i>			5	50	85	4	1		
<i>Tytthus</i> sp.								1			
Nabidae	<i>Nabis capsiformis</i>	1	16	21	15	1	15				
Neurop-Tera	Chrysopidae	<i>Ceraeochrysa cincta</i>					1				
		<i>Chrysoperla externa</i>		5	5	27	44	14	3	2	
	Hemerobiidae	<i>Hemerobius</i> sp.						1			
		<i>Symphorobius</i> sp.		1				2	4	1	

*Los espacios vacíos indican la ausencia de la especie en el mes indicado.

Anexo 33: Abundancia y porcentaje de familias de arañas registradas en el cultivo del algodón en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima.

Familia	Abundancia	Porcentaje
Thomisidae	938	40.71%
Anyphaenidae	538	23.35%
Theridiidae	280	12.15%
Lycosidae	150	6.51%
Gnaphosidae	145	6.29%
Linyphiidae	131	5.69%
Salticidae	87	3.78%
Eutichuridae	8	0.35%
Dysderidae	6	0.26%
Mysmenidae	4	0.18%
Oxyopidae	4	0.18%
Sicariidae	3	0.13%
Trachelidae	3	0.13%
Zodariidae	3	0.13%
Amaurobiidae	1	0.04%
Araneidae	1	0.04%
Corinnidae	1	0.04%
Dictynidae	1	0.04%

Anexo 34: Abundancia y porcentaje de especies de arañas registradas en el cultivo del algodonero en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima.

Especie	Abundancia	Porcentaje
<i>Misumenops</i> sp.1	93	26.65%
<i>Zelotes laetus</i>	55	15.76%
<i>Theridion volubile</i>	47	13.47%
<i>Anyphaenoides octodentata</i>	18	5.16%
<i>Theridula gonygaster</i>	12	3.44%
Linyphiidae sp.1	10	2.87%
<i>Camillina</i> sp.	8	2.29%
<i>Coryphasia</i> sp.	8	2.29%
Linyphiidae cf. <i>Agyneta</i>	8	2.29%
Misumenini sp.1	7	2.01%
<i>Urozelotes rusticus</i>	6	1.72%
<i>Camillina elegans</i>	5	1.43%
<i>Hogna</i> sp.	5	1.43%
Linyphiidae sp.3	5	1.43%
Linyphiidae sp.6	5	1.43%
<i>Steatoda grossa</i>	4	1.15%
<i>Dendryphantes</i> sp.2	3	0.86%
Lycosidae cf. <i>Hogna</i> sp.1	3	0.86%
<i>Meriola decepta</i>	3	0.86%
Mysmenidae sp.1	3	0.86%
<i>Trachyzelotes lyonneti</i>	3	0.86%
Zodariidae sp.1	3	0.86%
<i>Cheiracanthium inclusum</i>	2	0.57%
<i>Dendryphantes</i> sp.1	2	0.57%
Linyphiidae sp.2	2	0.57%
Linyphiidae sp.5	2	0.57%
<i>Lycosa</i> cf. <i>thorelli</i>	2	0.57%
<i>Steatoda erigoniformis</i>	2	0.57%
<i>Teudis</i> sp.	2	0.57%
<i>Creugas gulosus</i>	1	0.29%
Dictynidae sp.1	1	0.29%
<i>Dysdera crocata</i>	1	0.29%
<i>Frigga crocuta</i>	1	0.29%
<i>Latrodectus geometricus</i>	1	0.29%
Linyphiidae sp.4	1	0.29%
Linyphiidae sp.7	1	0.29%
<i>Loxosceles laeta</i>	1	0.29%
Lycosidae cf. <i>Hogna</i> sp.2	1	0.29%
Lycosidae cf. <i>Hogna</i> sp.3	1	0.29%
Macrobuninae sp.1	1	0.29%
<i>Misumenops</i> sp.2	1	0.29%
Mysmenidae sp.2	1	0.29%
<i>Patrera</i> spn.	1	0.29%
<i>Peucetia</i> cf. <i>viridans</i>	1	0.29%
<i>Salticidae</i> cf. <i>Sitticus</i>	1	0.29%
<i>Sitticus</i> sp.1	1	0.29%
<i>Sitticus</i> sp.2	1	0.29%
Thomisidae sp.1	1	0.29%
<i>Sicarius peruensis</i>	1	0.29%
<i>Mastophora</i> sp.	1	0.29%

Anexo 35: Distribución temporal de la abundancia de arañas registradas mediante las técnicas tres técnicas empleadas (evaluación directa de la planta, caída por sacudida de la planta y trampas de caída) en el cultivo del algodón en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima.

Familia	Especie	Meses								
		Nov	Dic	Ene	Feb	Mar	Abr	May	Jun	Jul
Amaurobiidae	Macrobuninae sp. 1						1			
Anyphaenidae	<i>Anyphaenoides octodentata</i>	2	1	36	54	137	86	68	110	39
	<i>Patrera</i> spn.				1					
	<i>Teudis</i> sp.									1
Araneidae	<i>Mastophora</i> sp.						1			
Corinnidae	<i>Creugas gulosus</i>			2						
Dictynidae	Dictynidae sp.1						1			
Dysderidae	<i>Dysdera crocata</i>		3	2		1	1			
Eutichuridae	<i>Cheiracanthium inclusum</i>			2	1	1		3	1	
Gnaphosidae	<i>Camillina elegans</i>			1			2	1	1	
	<i>Camillina</i> sp.			1	2	1	4	3	2	1
	<i>Trachyzelotes lyonneti</i>				1	4	1	1		
	<i>Urozelotes rusticus</i>				1	2	1			1
	<i>Zelotes laetus</i>	4	10	35	50	6	4	1	2	1
Linyphiidae	Linyphiidae cf. <i>Agyneta</i>		3		2	1	1	2		
	Linyphiidae sp.1			12	15	71	6			
	Linyphiidae sp.2			1		1				
	Linyphiidae sp.3		1			1	2		1	
	Linyphiidae sp.4						1			
	Linyphiidae sp.5				1	1		1		
	Linyphiidae sp.6				2	1	2			
Linyphiidae	Linyphiidae sp.7					1				
	<i>Hogna</i> sp.	3	3	62	3	2	65		3	2
	<i>Lycosa</i> cf. <i>thorelli</i>				1					
	Lycosidae cf. <i>Hogna</i> sp.1	1		1			1			
	Lycosidae cf. <i>Hogna</i> sp.2		1							
Mysmenidae	Lycosidae cf. <i>Hogna</i> sp.3			1						
	Mysmenidae sp. 1								3	
Mysmenidae	Mysmenidae sp. 2									1
	<i>Peucezia rubrolineata</i>								4	
Salticidae	<i>Coryphasia</i> sp.					2	7	2	3	2
	<i>Dendryphantes</i> sp.1								1	1
	<i>Dendryphantes</i> sp.2									3
	<i>Frigga crocuta</i>						1		2	1
	Salticidae cf. <i>Sitticus</i>							1		
	<i>Sitticus</i> sp.1			4	11	7	15	15	7	
	<i>Sitticus</i> sp.2				1	1				
Sicariidae	<i>Loxosceles laeta</i>				1	1				
	<i>Sicarius peruensis</i>				1					
Theridiidae	<i>Latrodectus geometricus</i>							4		
	<i>Steatoda erigoniformis</i>							3		
	<i>Steatoda grossa</i>						1	1	1	1
	<i>Theridion volubile</i>	2	4	16	31	45	28	38	41	14
	<i>Theridula gonygaster</i>				1	4	14	14	11	6
Thomisidae	Misumenini sp.1				3	11	13	9	5	4
	<i>Misumenops</i> sp.1	1		11	48	200	194	235	164	43
	<i>Misumenops</i> sp.2					1				
	Thomisidae sp.1						1			
Trachelidae	<i>Meriola decepta</i>		1							
Zodariidae	<i>Cybaeodamus lycosoides</i>		1		1		1			

*Los espacios vacíos indican la ausencia de la especie en el mes indicado.

Anexo 36: Abundancia y porcentaje de arañas e insectos depredadores registrados en el cultivo del algodón en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima.

Grupo depredador	Abundancia	Porcentaje
Arañas	2304	52.98%
Heteroptera (Hemiptera)	767	17.64%
Coccinellidae (Coleoptera)	762	17.52%
Chrysopidae (Neuroptera)	442	10.16%
Otros	74	1.70%

Anexo 37: Abundancia y porcentaje de insectos depredadores y arañas registrados mediante las técnicas de evaluación directa de la planta, caída por sacudida de la planta y trampas de caída en el cultivo del algodón en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima.

Técnica de evaluación	Insectos depredadores		Arañas	
	Abundancia	Porcentaje	Abundancia	Porcentaje
Evaluación directa de la planta	1481	72.42%	829	35.98%
Caída por sacudida de la planta	440	21.52%	1028	44.62%
Trampas de caída	124	6.06%	447	19.40%

Anexo 38: Parasitoides de artrópodos depredadores e hiperparasitoides emergidos (familias, especies y abundancia) en el cultivo del algodón en la campaña 2013-2014, en La Molina-Lima.

Enemigo natural hospedero	Parasitoide		
	Familia	Especie	Abundancia
Pupa de Chrysopidae	Eulophidae	<i>Baryscapus</i> sp.*	5
Pupa de Syrphidae	Ichneumonidae	<i>Diplazon laetatorius</i> *	2
Pupa de Syrphidae	Pteromalidae	<i>Pachyneuron</i> sp. 1*	3
Parasitoide de <i>A. craccivora</i> y <i>A. gossypii</i>	Pteromalidae	<i>Pachyneuron</i> sp. 2*	6
Huevos de arañas	Scelionidae	<i>Baeus</i> sp.**	74
Huevos de arañas	Scelionidae	<i>Trimorus</i> sp.**	2

•También se registró 29 individuos parasitoides de *Trissolcus* sp. (Hymenoptera: Scelionidae) emergidos de huevos de Pentatomidae.

*Emergidos de lo colectado en la evaluación directa de la planta.

**Colectados en trampas de caída.