

**Universidad Autónoma de Sinaloa
Colegio en Ciencias Agropecuarias
Facultad de Agronomía
Doctorado en Ciencias Agropecuarias**



TESIS:

Diseño e instalación de trampas adhesivas para la captura de *Bemisia tabaci*, *Bactericera cockerelli* y *Anthonomus eugenii* en chiles (*Capsicum* spp.) a campo abierto en Sinaloa, México

**Que para obtener el grado de
Doctor en Ciencias Agropecuarias**

PRESENTA:

WALTER ARTURO RUBIO ARAGÓN

DIRECTOR DE TESIS:

DR. CARLOS ALFONSO LÓPEZ ORONA

CO-DIRECTOR DE TESIS:

DR. GUADALUPE ALFONSO LÓPEZ URQUÍDEZ

Culiacán, Sinaloa, México. Diciembre de 2024

ESTA TESIS FUE REALIZADA POR **WALTER ARTURO RUBIO ARAGÓN**, BAJO LA DIRECCIÓN DEL CONSEJO PARTICULAR QUE SE INDICA, COMO REQUISITO PARCIAL PARA OBTENER EL GRADO DE:

DOCTOR EN CIENCIAS AGROPECUARIAS

CONSEJO PARTICULAR

DIRECTOR

DR. CARLOS ALFONSO LÓPEZ ORONA

CO-DIRECTOR

DR. GUADALUPE ALFONSO LÓPEZ URQUÍDEZ

ASESOR

DRA. SILVIA ALICIA FÉLIX CAMACHO

ASESOR

DRA. MARÍA ALEJANDRA PAYÁN ARZAPALO

ASESOR

DR. AZAREEL ANGULO CASTRO

CULIACÁN, SINALOA, DICIEMBRE DE 2024



Dirección General de Bibliotecas
Ciudad Universitaria
Av. de las Américas y Blvd. Universitarios
C. P. 80010 Culiacán, Sinaloa, México.
Tel. (667) 713 78 32 y 712 50 57
dgbuas@uas.edu.mx

UAS-Dirección General de Bibliotecas

Repositorio Institucional Buelna

Restricciones de uso

Todo el material contenido en la presente tesis está protegido por la Ley Federal de Derechos de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

Queda prohibido la reproducción parcial o total de esta tesis. El uso de imágenes, tablas, gráficas, texto y demás material que sea objeto de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente correctamente mencionando al o los autores del presente estudio empírico. Cualquier uso distinto, como el lucro, reproducción, edición o modificación sin autorización expresa de quienes gozan de la propiedad intelectual, será perseguido y sancionado por el Instituto Nacional de Derechos de Autor.

Esta obra está bajo una Licencia Creative Commons Atribución-No Comercial
Compartir Igual, 4.0 Internacional



DEDICATORIA

A mis, padres por su amor y apoyo incondicional.

A mis hermanos, por su constante cuidado.

A Felizza, mi amada pareja sentimental, por siempre motivarme y nunca soltarme de la mano.

AGRADECIMIENTOS

Agradezco al hoy Consejo Nacional de Humanidades, Ciencias y Tecnologías (CONAHCYT) por el apoyo económico para realizar la presente investigación.

Agradezco a la Universidad Autónoma de Sinaloa, al Colegio de Ciencias Agropecuarias de la universidad, las Facultades de Medicina Veterinaria y Zootecnia, y Agronomía-Culiacán por haber confiado en mí y haberme abierto sus puertas educativas. Así mismo al personal que aquí labora en especial a Gabi secretaria de coordinación y a la coordinadora la Dra. Soila Maribel Gaxiola Camacho.

A los Dres. Guadalupe Alfonso López Urquidez, Silvia Alicia Félix Camacho, Alejandra Payán Arzapalo y Azareel Angulo Castro por ser parte de mi comité tutorial, les agradezco todo el tiempo, conocimiento, dedicación, interés y consejos a lo largo de este proceso. En especial, me gustaría agradecer al Dr. Carlos Alfonso López Orona, director del consejo particular del proyecto quien desde el nivel maestría ha sido participe activo de mi formación como investigador y ser humano.

Así mismo, me gustaría agradecer a los doctores Jesús Enrique Retes Manjarrez, Jacobo Enrique Cruz Ortega y Miguel López Meza quienes además de ser mentores, son excelentes amigos.

A mis compañeros de licenciatura, maestría, doctorado y laboratorio quienes además se han convertido en colaboradores, en especial me gustaría agradecer a Jorge Alberto Edeza Urías, Juan Antonio Castro Diego, Guillermo Gómez González y Ana Mireya Romo Valdez.

A todos los productores que me permitieron trabajar en sus cultivos, en especial me gustaría agradecer a los productores de chile los Sres. Antonio, Raúl y Christian. Así mismo, me gustaría agradecer al Comité Estatal de Sanidad Vegetal, a la Junta Local de Sanidad Vegetal del Valle del Évora y a la sociedad moral Huicharabito SPR de RI, incluyendo a todos y cada uno de sus miembros por su apoyo y buenos deseos.

A mis amigos, familiares biológicos y postizos, les agradezco enormemente todos los buenos deseos, cuidados, interés y cariño que me han demostrado constantemente, en específico me gustaría agradecer a mis padres y hermanos por todo.

Por último, me gustaría agradecer a mi amada pareja sentimental, Felizza Marisela Vega Castro por ser un apoyo constante y fuente de motivación.

CONTENIDO	PÁGINA
ÍNDICE DE CUADROS.....	xiii
ÍNDICE DE FIGURAS.....	xv
RESUMEN.....	xix
ABSTRACT.....	xx
CAPÍTULO 1. INTRODUCCIÓN Y REVISIÓN DE LITERATURA.....	1
1.1. INTRODUCCIÓN.....	1
1.2. REVISIÓN DE LITERATURA.....	3
1.2.1. Generalidades del chile.....	3
1.2.2. Ubicación taxonómica del chile.....	3
1.2.3. Origen del chile.....	3
1.2.4. Domesticación del chile.....	3
1.2.5. Cultivo de chile en el mundo.....	4
1.2.6. Cultivo de chile en México.....	4
1.2.7. Cultivo de chile en Sinaloa.....	4
1.2.8. Insectos fitófagos del cultivo de chile en Sinaloa.....	5

1.2.8.1 Generalidades de <i>Bemisia tabaci</i>	5
1.2.8.2. Generalidades de <i>Bactericera cockerelli</i>	5
1.2.8.3. Generalidades de <i>Anthonomus eugenii</i>	6
1.2.9. Muestreo de insectos plaga en cultivos agrícolas.....	7
1.2.9.1. Muestreo de <i>Bemisia tabaci</i>	7
1.2.9.2 muestreo de paratrioza.....	7
1.2.9.3 muestreo del picudo de chile.....	8
1.2.10. Trampas adhesivas.....	8
1.2.10.1. Diseño de trampas adhesivas.....	8
1.2.10.1.1. Color.....	8
1.2.10.1.2. Forma geométrica.....	9
1.2.10.1.3. Color de marco.....	9
1.2.10.2. Instalación de trampas adhesivas.....	10
1.2.10.2.1. Orientación.....	10
1.2.10.2.2. Espacio entre camas.....	10
1.2.10.2.3. Altura.....	11

1.2.10.3. Desventajas.....	11
1.2.10.3.1 Alternativas.....	12
1.2.10.3.1.1. Uso de malla.....	12
CAPÍTULO 2. EFECTO DE CAPTURA DE TRAMPAS ADHESIVAS AMARILLAS CUBIERTAS CON MALLAS DE DIFERENTES COLORES Y TAMAÑOS SOBRE <i>Bemisia tabaci</i> (HEMIPTERA: ALEYRODIDAE) Y ORGANISMOS NO OBJETIVO.....	14
2.1. INTRODUCCIÓN.....	14
2.2. MATERIALES Y MÉTODOS.....	15
2.2.1. Establecimiento del estudio.....	15
2.2.2. Fabricación de las trampas.....	15
2.2.3. Diseño experimental.....	16
2.2.4. Ensayo de color de malla.....	16
2.2.5. Ensayo de tamaño de malla.....	16
2.2.6. Ensayo en múltiples cultivos hospederos.....	17
2.2.7. Ensayo de validación a largo plazo.....	17
2.2.8. Análisis estadístico.....	17

2.3. RESULTADOS.....	18
2.3.1 Efecto del color de malla.....	18
2.3.2. Efecto del tamaño de malla.....	18
2.3.3. Ensayo en múltiples cultivos hospederos.....	18
2.3.4. Ensayo de larga duración.....	19
2.4. DISCUSIÓN.....	19
CAPÍTULO 3. CAPTURA DEL PSILIDO DE LA PAPA <i>Bactericera cockerelli</i> (HEMIPTERA: TRIOZIDAE) CON TRAMPAS ADHESIVAS AMARILLAS CUBIERTAS CON MALLAS DE DIFERENTE COLOR Y TAMAÑO.....	31
3.1. INTRODUCCIÓN.....	31
3.2. MATERIALES Y MÉTODOS.....	33
3.2.1. Descripción del estudio.....	33
3.2.2. Evaluación del color.....	33
3.2.3. Evaluación del tamaño.....	34
3.2.4. Ensayos de corroboración.....	34
3.2.5. Análisis de los datos.....	34

3.3. RESULTADOS.....	35
3.3.1. Efecto del color de malla en la captura de <i>B. cockerelli</i>...	35
3.3.2. Efecto del tamaño de la ranura de malla sobre la captura de <i>B. cockerelli</i> y la limpieza de las trampas.....	35
3.3.3. Efecto del uso de la malla amarilla con ranuras medianas sobre la captura de <i>B. cockerelli</i> y la limpieza de las trampas.....	36
3.4. DISCUSIÓN.....	36
CAPÍTULO 4. EFICIENCIA DE TRAMPAS ADHESIVAS CON DIFERENTE FORMA, COLOR DE MARCO Y UBICACIÓN PARA EL MONITOREO DE ADULTOS DE <i>Bemisia tabaci</i> (GENNADIUS) EN EL CULTIVO DE CHILE ANAHEIM (<i>Capsicum annuum</i> L.).....	47
4.1. INTRODUCCIÓN.....	47
4.2. MATERIALES Y MÉTODOS.....	48
4.2.1. Establecimiento del estudio.....	48
4.2.2. Primera parte del estudio: forma y color de marco de las trampas adhesivas.....	49
4.2.3. Segunda parte del estudio: orientación, distancia lateral desde el centro de la cama hacia el espacio entre camas y altura de las trampas adhesivas.....	49

4.2.4. Diseño experimental y análisis de datos.....	50
4.3. RESULTADOS.....	51
4.3.1. Primera parte del estudio: forma y color de marco de las trampas adhesivas.....	51
4.3.2. Segunda parte del estudio: orientación, distancia lateral desde el centro de la cama hacia el espacio entre camas y altura de las trampas adhesivas.....	51
4.4. DISCUSIÓN.....	52
CAPÍTULO 5. MONITOREO DE <i>Anthonomus eugenii</i> (COLEOPTERA: CURCULIONIDAE) CON TRAMPAS AMARILLAS DE DIFERENTE FORMA, COLOR DE MARCO Y UBICACIÓN EN CHILES A CAMPO ABIERTO (<i>Capsicum</i> spp.).....	63
5.1 INTRODUCCIÓN.....	63
5.2. MATERIALES Y MÉTODOS.....	65
5.2.1. Establecimiento del estudio.....	65
5.2.2. Fabricación de las trampas.....	65
5.2.3. Forma y color de marco de la trampa.....	65
5.2.4. Orientación, distancia lateral y altura de la trampa.....	66

5.2.5. Diseño experimental y análisis estadístico.....	67
5.3. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	68
5.3.1. Forma y color de marco de la trampa.....	68
5.3.2 Orientación, distancia lateral y altura de la trampa.....	69
CAPITULO 6. DISEÑO E INSTALACIÓN DE TRAMPAS ADHESIVAS AMARILLAS SOBRE <i>Bactericera cockerelli</i> (HEMIPTERA: TRIOZIDAE) ŠULC EN CHILES (<i>Capsicum annuum</i> L.) A CAMPO ABIERTO.....	77
6.1. INTRODUCCIÓN.....	77
6.2. MATERIALES Y MÉTODOS.....	78
6.2.1. Selección de los colores para las trampas.....	79
6.2.2. Fabricación de trampas.....	79
6.2.3. Diseño experimental.....	79
6.2.4. Diseño de trampas: forma y color de marco.....	79
6.2.5. Colocación de trampas: orientación, distancia lateral y altura.....	80
6.2.6. Análisis de los datos.....	80
6.3. RESULTADOS.....	81

6.3.1. Diseño de trampas: forma y color de marco.....	81
6.3.2. Colocación de trampas: orientación, distancia lateral y altura.....	81
6.4. DISCUSIÓN.....	82
CAPITULO 7. RESULTADOS Y DISCUSIÓN GENERALES.....	91
7.1. TRAMPAS ADHESIVAS AMARILLAS CUBIERTAS CON MALLAS DE TUL RÍGIDO DE NAILON DE DIFERENTES COLORES Y TAMAÑOS PARA LA CAPTURA DE <i>Bemisia tabaci</i> Y <i>Bactericera cockerelli</i> , LIMPIEZA DE LAS TRAMPAS Y CAPTURA DE ORGANISMOS NO DESEADOS.....	91
7.2. TRAMPAS ADHESIVAS CON DIFERENTE DISEÑO (FORMA Y MARCO DE COLOR) E INSTALACIÓN (ORIENTACIÓN, DISTANCIA LATERAL Y ALTURA) PARA LA CAPTURA DE <i>Bemisia tabaci</i> , <i>Bactericera cockerelli</i> Y <i>Anthonomus eugenii</i> EN CHILES A CAMPO ABIERTO.....	92
CAPITULO 8. CONCLUSIONES	97
CAPITULO 9. LITERATURA CITADA.....	99
ANEXOS.....	113

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro	Titulo	Página
1	Colores de malla evaluados con sus correspondientes valores de Cian, Magenta, Amarillo y Negro [Cyan, Magenta, Yellow y Black (CMYK)].....	23
2	Respuesta de las trampas adhesivas amarillas cubiertas con malla amarilla y ranuras hexagonales y descubiertas en la captura de Bemisia tabaci y limpieza (escala 1-9) (+DE) siete días después de la exposición en cinco cultivos diferentes bajo condiciones de campo abierto.....	26
3	Captura de escombros y organismos no objetivos en trampas adhesivas amarillas cubiertas con malla y descubiertas (+DE) después de cuatro semanas de instalación en un ensayo para Bemisia tabaci.....	28
4	Escala visual reportada por Rubio-Aragón et al. (2022b) para evaluar la limpieza de las trampas adhesivas.....	42
5	Efecto de las trampas adhesivas amarillas cubiertas con mallas de 12 colores más trampas descubiertas para la captura de Bactericera cockerelli (promedio +DE).....	43
6	Efecto de las trampas adhesivas amarillas cubiertas con mallas con ranuras de tres tamaños diferentes más trampas descubiertas para la captura de Bactericera cockerelli (promedio +DE) y limpieza de las trampas (escala 1-9) (promedio +DE).....	44
7	Respuesta de las trampas adhesivas amarillas cubiertas con malla amarilla y ranuras medianas y trampas descubiertas en la captura de Bactericera cockerelli (promedio +DE) y limpieza de las trampas (escala 1-9) (promedio +DE) por 30 días.....	46

8	Número promedio (+EE) del número de Bemisia tabaci capturado por trampa adhesiva amarilla instalada a diferentes alturas desde la parte superior de la cama a través del desarrollo fenológico del cultivo.....	61
9	Anchura y altura de los cultivos evaluados, y su correspondiente clasificación.....	72
10	Promedio (\pm EE) del número de Anthonomus eugenii capturados por trampa adhesiva instalada en diferentes alturas desde la parte superior de la cama en los cultivos de chile categorizados de acuerdo con su altura.....	76
11	Colores evaluados con sus correspondientes características tomadas de Encycolorpedia (https://encycolorpedia.com).....	87
12	Promedio (\pm EE) del número de Bactericera cockerelli capturados por trampa adhesiva instalada en diferentes factores de colocación en los cultivos de chile Serrano y Caribe.....	89

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura	Titulo	Página
1	Número promedio (+DE) de adultos de <i>Bemisia tabaci</i> capturados en trampas adhesivas amarillas cubiertas con mallas de trece colores diferentes más trampas descubiertas en condiciones de campo abierto siete días después de la exposición. Medias con la misma letra indican ausencia de diferencia significativa según la prueba de medianas de Dunn ($p = 0.003$).....	24
2	Número promedio (+DE) de adultos de <i>Bemisia tabaci</i> capturados por trampa (A) y limpieza de trampas (B) en trampas adhesivas cubiertas con mallas amarillas con ranuras de tres tamaños diferentes más trampas descubiertas bajo condiciones de campo abierto siete días después de la exposición. Medias con la misma letra indican ausencia de diferencia significativa según la prueba de medianas de Dunn ($p < 0.001$).....	25
3	Número promedio (+DE) de adultos de <i>Bemisia tabaci</i> capturados por trampa cubierta con malla amarilla y ranuras hexagonales y descubiertas (A), y limpieza de las trampas (B) bajo condiciones de campo abierto durante 4 semanas. Estrellas indican diferencia estadística significativa entre trampas cubiertas con malla y trampas descubiertas de acuerdo con la prueba de U de Mann-Whitney ($p < 0.05$).....	27
4	Trampas descubiertas (A) y cubiertas con malla amarilla y ranuras hexagonales (B) después de cuatro semanas de exposición a <i>Bemisia tabaci</i> , escombros y otros organismos en un cultivo de chile jalapeño bajo condiciones de campo abierto en la Estación Experimental	

	de la Facultad de Agronomía de la Universidad autónoma de Sinaloa, Culiacán, Sinaloa, México.....	30
5	Diagrama de los ensayos de campo con las trampas adhesivas amarillas cubiertas con malla realizados. A = Ranura en forma de rombo de doce colores diferentes con 3 mm de largo cada diagonal B = Ranura amarilla con forma hexagonal de 1 mm de largo en cada lado. C= Ranura amarilla en forma de rombo con 1 mm de largo cada diagonal. D = Colocación de trampas en los campos comerciales. E = Trampa cubierta después del período de exposición. F = Conteo de <i>Bactericera cockerelli</i>	41
6	Respuesta de las trampas adhesivas amarillas cubiertas con malla amarilla y ranuras medianas y trampas descubiertas en la captura de <i>Bactericera cockerelli</i> (promedio +DE) y limpieza de las trampas (escala 1-9) (promedio +DE) en tres cultivos de chile. Tratamientos con valor de $p < 0.05$ fueron estadísticamente diferentes de acuerdo con la prueba de U de Mann-Whitney.....	45
7	Diagrama representando la forma (A) y color de marco (B) de las trampas amarillas utilizadas en la primer parte del estudio.....	57
8	Diagrama de la instalación de trampas adhesivas amarillas en el dosel de las plantas de chile Anaheim. Las fotografías a la derecha muestran las trampas instaladas a las cinco distancias evaluadas 0 cm (A), 20 cm (B), 40 cm (C), 60 cm (D) y 80 cm (E) desde el centro de la cama hacia el espacio entre camas.....	58
9	Número promedio (+EE) del número de <i>Bemisia tabaci</i> capturado por trampa adhesiva amarilla con diferente forma (A) y color de marco (B). Barras con diferente letra indica diferencia estadística de acuerdo con la prueba de	

	medias de Dunn ($p \leq 0.001$).....	59
10	Número promedio (+EE) del número de <i>Bemisia tabaci</i> capturado por trampa adhesiva amarilla instalada a diferente distancia lateral desde el centro de la cama hacia el espacio entre camas realizado una semana después del trasplante de la plántula (A) y en la etapa de floración. Barras con diferente letra indica diferencia estadística de acuerdo con la prueba de medianas de Dunn ($p \leq 0.05$).....	60
11	Trampa adhesiva amarilla instalada a 60 cm desde el centro de la cama hacia el espacio entre camas y a una altura de 20 cm sobre la parte superior de la cama.....	62
12	Diagrama de los materiales y métodos utilizados para evaluar el efecto de las trampas adhesivas amarillas con diferente forma y color de marco para la captura de <i>Anthonomus eugenii</i> en el cultivo de chile Anaheim.....	73
13	Promedio (\pm EE) del número de <i>Anthonomus eugenii</i> capturados por trampa adhesiva con diferente forma geométrica (A) y color de marco (B). Barras sin letra o con letra similar indica ausencia de diferencia estadística significativa entre tratamientos de acuerdo con la prueba de medias de Tukey ($p \leq 0.05$).....	74
14	Promedio (\pm EE) del número de <i>Anthonomus eugenii</i> capturados por trampa adhesiva instalada en diferentes distancias laterales desde el centro de la cama hacia el espacio entre camas en los cultivos de chile categorizados de acuerdo con su anchura. Barras con letra similar indica ausencia de diferencia estadística significativa entre tratamientos de acuerdo con la prueba de medias de Tukey ($p \leq 0.05$).	75
15	Promedio (\pm EE) del número de <i>Bactericera cockerelli</i> capturados por trampa adhesiva con diferente forma (A) y	

color de marco (B). Barras sin letras y con letras diferentes indican ausencia de diferencia estadística de acuerdo con la prueba de medianas de Dunn ($p \leq 0.05$).....	88
--	-----------

RESUMEN

Diseño e instalación de trampas adhesivas para la captura de *Bemisia tabaci*, *Bactericera cockerelli* y *Anthonomus eugenii* en chiles (*Capsicum* spp.) a campo abierto en Sinaloa, México

Walter Arturo Rubio Aragón

Información sobre las poblaciones de *Bemisia tabaci* Gennadius (Hemiptera: Aleyrodidae), *Bactericera cockerelli* Šulc (Hemiptera: Triozidae) y *Anthonomus eugenii* Cano (Coleoptera: Curculionidae) es indispensable para realizar correctos programas de Manejo Integrado en los cultivos de *Capsicum* spp. de Sinaloa. El uso de trampas adhesivas amarillas para su monitoreo es una de las estrategias más comunes, sin embargo, diferentes aspectos están relacionados con su efectividad como su selectividad, diseño e instalación. Los objetivos de esta investigación fueron evaluar el efecto de captura de trampas adhesivas amarillas (i) cubiertas con mallas de diferentes colores y tamaños de ranura sobre *B. tabaci* y *B. cockerelli*, (ii) con diferentes formas y marcos de color, y (iii) en diferentes orientaciones, distancias laterales (desde el centro de la cama hacia el espacio entre camas), y alturas (a partir de la parte superior de las camas) sobre *B. tabaci*, *B. cockerelli* y *A. eugenii*. De los diferentes colores usados, el amarillo fue el único similar estadísticamente a las trampas sin malla usadas como control respecto al no. de *B. tabaci* y *B. cockerelli*, y para los tamaños de malla, el no. de *B. tabaci* no difirió estadísticamente entre los tres tamaños (grande, ranuras con forma de rombo con 4.5 mm² de área; mediana, forma hexagonal y 2.6 mm²; pequeña, forma de rombo y 0.5 mm²), y para *B. cockerelli*, si hubo diferencias siendo el tamaño pequeño el único en diferir del control. De las diferentes figuras, las trampas rectangulares, elípticas y triangulares tuvieron un mayor no. de *B. tabaci* y *B. cockerelli* que las circulares, cuadradas y romboidales, y para *A. eugenii* no hubo diferencia. Respecto a los marcos cromáticos, las trampas con marcos amarillos y negros capturaron significativamente más *B. tabaci*, y para *B. cockerelli* y *A. eugenii* también lo hicieron, así como aquellas con marco verde oscuro. No hubo diferencia significativa entre trampas instaladas hacia diferentes puntos cardinales para ningún insecto. Si hubo diferencias estadísticas respecto a la distancia lateral, para *B. tabaci*, el mayor no. de insectos durante la etapa vegetativa del cultivo de chile Anaheim fue de 0-40 cm, y en la reproductiva de 0-60 cm, para *B. cockerelli* en fructificación de chile Serrano fue de 0-60 cm y para Caribe de 0-40 cm, y para *A. eugenii* en las tipologías de estrechas de 0-20 cm y en las anchas de 0-40 cm. Para la altura, las trampas instaladas a 0 cm de altura fue el mejor sitio de instalación para *B. tabaci* en el desarrollo vegetativo del chile Anaheim, mientras que la etapa reproductiva fue de 0-20 cm, para *B. cockerelli*, fueron aquellas colocadas de 0-40 cm y 0-20 cm para Serrano y Caribe, respectivamente, mientras que, para *A. eugenii*, fueron aquellas de 20-40 cm, 40-60 cm y 40-80 cm para las tipologías chicas, medianas y grandes, respectivamente.

Palabras clave: trampeo, *Capsicum annum* L., mosca blanca, paratrioza, picudo del chile

ABSTRACT

Design and installation of sticky traps to catch *Bemisia tabaci*, *Bactericera cockerelli* and *Anthonomus eugenii* in outdoor peppers (*Capsicum* spp.) of Sinaloa, Mexico

Walter Arturo Rubio Aragón

Data about *Bemisia tabaci* Gennadius (Hemiptera: Aleyrodidae), *Bactericera cockerelli* Šulc (Hemiptera: Triozidae) and *Anthonomus eugenii* Cano (Coleoptera: Curculionidae) populations are essential to carry out correct Integrated Management programs in *Capsicum* spp. crops in Sinaloa. The use of yellow sticky traps for monitoring is one of the most common strategies, however, different aspects are related to their effectiveness such as selectivity, design and installation. The goals of this study were to evaluate the capture effect of yellow sticky traps (i) covered with different coloured meshes and slot sizes on *B. tabaci* and *B. cockerelli*, (ii) with different shapes and coloured frames, and (iii) at different orientations, lateral distances (from the bed center to the inter-bed space), and heights (from the bed top) on *B. tabaci*, *B. cockerelli* and *A. eugenii*. Out of the different colours used, yellow was the only one statistically similar to the uncovered traps used as control regarding the no. of *B. tabaci* and *B. cockerelli*, and for the mesh sizes, the no. of *B. tabaci* did not differ statistically among the three sizes (large, rhombus-shaped slots with an area of 4.5 mm²; medium, hexagonal and 2.6 mm²; small, rhombus-shaped and 0.5 mm²), and for *B. cockerelli*, there was differences with the small size being the only one to differ from the control. Out of the different shapes, the rectangular, elliptical, and triangular traps had a higher no. of *B. tabaci* and *B. cockerelli* than the circular, square and rhomboidal ones, and for *A. eugenii* there was no significant difference. Regarding the chromatic frames, the traps with yellow and black frames captured significantly more *B. tabaci*, and for *B. cockerelli* and *A. eugenii* they also did so as well as those with dark green frames. There was no significant difference between traps installed towards different cardinal points for any insect. There were statistical differences regarding the lateral distance, for *B. tabaci*, the highest no. of insects during the vegetative stage of the Anaheim pepper crop was 0-40 cm, and in the reproductive stage 0-60 cm, for *B. cockerelli* in fruiting Serrano stage, it was 0-60 cm and for Caribe 0-40 cm, and for *A. eugenii* in the narrow typologies 0-20 cm and in the wide ones 0-40 cm. For the height deployment, the traps installed at 0 cm height was the best installation site for *B. tabaci* in the vegetative development of the Anaheim pepper, while the reproductive stage was 0-20 cm, for *B. cockerelli*, those placed at 0-40 cm and 0-20 cm for Serrano and Caribe, respectively, while, for *A. eugenii*, were those of 20-40 cm, 40-60 cm and 40-80 cm for the short, medium and tall typologies, respectively.

Keywords: trapping, *Capsicum annuum* L., whitefly, potato psyllid, pepper weevil

CAPÍTULO 1. INTRODUCCIÓN Y REVISIÓN DE LITERATURA

1.1. INTRODUCCIÓN

Sinaloa es uno de los principales estados productores de chile (*Capsicum* spp.) en México, aportando en el año 2022, 6,107 millones de pesos, lo cual equivalió al 16.69% del total del valor nacional del cultivo (SIAP, 2023).

La producción del chile sinaloense tiene diversas limitantes, destacando los insectos fitófagos (i) mosca blanca *Bemisia tabaci* Gennadius (Hemiptera: Aleyrodidae), (ii) paratrioza *Bactericera cockerelli* Šulc (Hemiptera: Triozidae) y (iii) picudo del chile *Anthonomus eugenii* Cano (Coleoptera: Curculionidae) (INIFAP, 2010), donde sus daños dentro de la entidad pueden alcanzar el 100% (Avendaño-Meza et al., 2015).

Con la finalidad de mantener el daño de estos insectos al mínimo, se realizan programas de Manejo Integrado de Plagas a sus poblaciones, sin embargo, para poder llevarlos de una manera correcta, es necesario contar con información sobre estas, y para lograrlo se emplean activamente programas de muestreo; para los tres insectos, el conteo del estado adulto de los insectos es recomendable al ser rápido, económico, y altamente efectivo (Ohnesorge y Rapp, 1986; Segarra-Carmona y Pantoja, 1988b; Cameron et al., 2009).

Diferentes estrategias para monitorear los adultos de *B. tabaci*, *B. cockerelli* y *A. eugenii* se han descrito, destacando el uso de trampas adhesivas de color amarillo al ser altamente efectiva, precisa, fácil de realizar y económica (Ohnesorge y Rapp, 1986; Segarra-Carmona y Pantoja, 1988a; Yen et al., 2013). Las trampas adhesivas

consisten en una superficie cromática y plastificada cubierta por un adhesivo. Sin embargo, a pesar de su amplio uso, las trampas adhesivas tienen una gran limitante al carecer de falta de especificidad en la atracción de los insectos objetivo, permitiendo capturas no deseadas de otros organismos y escombros, lo que reduce su efectividad y vida útil; el uso de una malla para cubrir la superficie pegajosa de las trampas es una alternativa sencilla, económica y eficiente, sin embargo, los rasgos de la malla, como el color y el tamaño de las ranuras tienen un efecto directo importante en la captura del organismo objetivo (Sétamou et al., 2019). Actualmente, no se han realizado estudios para evaluar el efecto de cubrir trampas adhesivas amarillas con mallas de diferentes colores y tamaños para capturar adultos de *B. tabaci* y *B. cockerelli*.

Por otro lado, la efectividad de las trampas adhesivas para capturar los insectos objetivo está influenciada por diferentes factores como el diseño de las trampas y su ubicación dentro de los cultivos; respecto al diseño, se ha descrito que factores como forma y color de marco de las trampas modifican su efectividad (Moreno y Gregory, 1984; Mainali y Lim, 2010), y para su instalación, se han informado de diferentes factores como lo son orientación, distancia lateral desde el centro de la cama hacia el espacio entre camas y la altura de las trampas, así como también, el sistema de producción, cultivo y sus etapas vegetativas (Mao et al., 2018; Shin et al., 2020). Existe un número muy limitado de estudios diseñados para evaluar los factores anteriores en cultivos de Chile a campo abierto, y para el caso de *B. tabaci*, *B. cockerelli* y *A. eugenii* existen algunos antecedentes, sin embargo, estos se encuentran incompletos respecto a la inclusión de estos factores.

1.2. REVISIÓN DE LITERATURA

1.2.1. Generalidades del chile

El chile es una planta hortícola ampliamente cultivada en todo el mundo (FAO, 2023), sus frutos son utilizados como ingredientes en la cocina internacional tanto en fresco, cocido o seco como condimento, así mismo, el chile se relaciona con algunos efectos medicinales: aumenta el número de calorías quemadas durante la digestión, reduce los niveles de colesterol, es un anticoagulante y se le asocia con cualidades antioxidantes; en México, tradicionalmente se usa como infusión para el asma, la tos, el resfriado; como analgésico en casos de artritis, como antiinflamatorio; incluso tiene propiedades para combatir el cáncer de próstata (SIAP, 2010).

1.2.2. Ubicación taxonómica del chile

De acuerdo con Hunziker (1979) el chile se clasifica taxonómicamente de la siguiente manera: reino: Plantae, división: Magnoliophyta, clase: Magnoliopsida, orden: Solanales, familia: Solanaceae, subfamilia: Solanoideae, tribu: Solanae, subtribu: Capsicinae, género: *Capsicum*.

1.2.3. Origen del chile

El género *Capsicum* incluye 31 especies, y la zona al oeste de la selva del Amazonas, comprendida por Bolivia, la parte norte de Argentina y la sur de Brasil, es considerada el centro de origen de estas plantas, al ser la región con el mayor número de especies silvestres de este género botánico, las cuales disminuyen al alejarse de la misma; es posible encontrar 11 especies en Brasil, 8 en Bolivia y Argentina, 7 en Perú y Ecuador, 6 en Colombia y 4 en México (Pickersgill, 1984; Hernández-Verdugo et al., 1999).

1.2.4 Domesticación del chile

El chile es considerado una de las primeras plantas domesticadas en América. Durante su dispersión por el continente ocurrieron procesos independientes de domesticación de diferentes especies en distintos lugares: *C. chinense* en las tierras

del Amazonas; *C. baccatum* en Bolivia, *C. pubescens* en las tierras de los Andes, *C. frutescens* en Costa Rica y posiblemente también en México y *C. annuum* en México (Pickersgill, 1984; Hernández-Verdugo et al., 1999).

1.2.5 Cultivo de chile en el mundo

La siembra del cultivo de chile en el año 2022 fue de 2,020,816 ha cultivadas en el mundo, equivalente a una producción global de 36,972,494 t (FAO, 2023); de acuerdo con la superficie de siembra, China es el primer lugar a nivel mundial, Indonesia el segundo y México el tercero con una superficie de 757,377, 334,545 y 156,718 ha, respectivamente, y de acuerdo con la producción lograda, China es el primer lugar a nivel mundial seguido de México e Indonesia con 16,810,518, 3,113,244 y 3,020,262 t, respectivamente.

1.2.6 Cultivo de chile en México

A la fecha, en México se han reportado en condiciones de cultivo las especies de chile *C. frutescens*, *C. pubescens*, *C. chinense* y *C. annuum* (Hernández-Verdugo et al., 1999; Hernández-Verdugo, 2018), en el año 2022 se produjeron 3,112,481 t de las cuales el 0.04%, 0.21%, 1.01% y 98.74% corresponden a cada una de estas especies, respectivamente (SIAP, 2023), lo cual convierte a *C. annuum* en la especie de chile cultivada más importante del país.

1.2.7. Cultivo de chile en Sinaloa

En el año 2022 en el estado de Sinaloa, México se cosecharon 14,219 ha de las cuales se produjeron 598,399 t, lo que equivalió a un valor de la producción de 6,106 millones de pesos mexicanos, lo cual representó el 16.69% de la derrama económica nacional de este cultivo durante ese año. En el estado se siembran únicamente dos de las cuatro especies cultivadas, *C. chinense* y *C. annuum*, de las cuales en el año 2022 se sembraron 305 y 16,584 ha, respectivamente. Esto convierte a *C. annuum* en la especie de chile cultivada más importante del estado (SIAP, 2023).

1.2.8. Insectos fitófagos del cultivo de chile en Sinaloa

El cultivo de chile en el estado de Sinaloa tiene diversas limitantes en su producción; dentro de estas limitantes destacan los factores bióticos, y a su vez, dentro de estos destacan los insectos fitófagos (INIFAP, 2010), donde, sí no se tiene un buen control sobre ellos, disminuyen de una manera considerable la productividad del cultivo al reducir la población de plantas, el rendimiento y calidad del producto; existe un gran número de especies de insectos que se alimentan de las plantas de chile, entre los más importantes se encuentran: grillo *Achaeta assimilis*, conchilla prieta *Blapstinus* spp., pulga saltona *Epitrix* spp., diabroticas *Diabrotica* spp., minador de la hoja *Liriomiza* spp., trips *Frankliniella* spp., pulgón verde *Myzus persicae*, gusanos *Spodoptera* spp., *Heliothis* spp., *Manduca* spp. y *Platynota* spp., mosquita blanca *Bemisia tabaci*, paratrioza *Bactericera cockerelli* y picudo del chile *Anthonomus eugenii* (Bravo-Lozano et al., 2006; INIFAP, 2010; Rubio-Aragón et al., 2021a).

1.2.8.1. Generalidades de *Bemisia tabaci*

La mosca blanca *Bemisia tabaci* Gennadius (Hemiptera: Aleyrodidae) es un insecto cosmopolita, y paurometábolo con cuatro estadíos ninfales, el estado adulto mide 1mm de longitud es de color amarillo con los ojos rojos y con las alas transparentes, angostas en la parte anterior y ensanchadas hacia atrás, cubiertas por un polvo blanco (Gamarra et al., 2016). Es plaga en cultivos de chile bajo condiciones de invernadero y campo abierto en la mayoría de las regiones donde se cultiva (Basu, 2019; Kanakala y Ghanim, 2019; Naranjo et al., 2010). Este insecto tiene dos tipos de daños, directo a través de la alimentación directa de la planta e indirecto al transmitir virus fitopatógenos (Jones, 2003; Palaniswami, 2020) siendo estos últimos los más importantes al no tener cura conocida (Gilbertson et al., 2011), las pérdidas por estos fitopatógenos pueden llegar hasta el 100% (Cuellar y Morales, 2006).

1.2.8.2. Generalidades de *Bactericera cockerelli*

La paratrioza o pulgón saltador *Bactericera cockerelli* Šulc (Hemiptera: Triozidae), es un insecto plaga en cultivos de chile bajo condiciones de invernadero y campo abierto en todas las regiones de América, así como en Australia y Nueva Zelanda en Oceanía. En ambos continentes se ha reportado que causa daños directos a las

plantas de Chile, tanto por alimentación como daños indirectos por la transmisión de la bacteria gramnegativa *Candidatus Liberibacter solanacearum* (Teulon et al., 2009; Rojas-Martínez et al., 2016; Vereijssen, 2020). Dichos daños causan cientos de millones de dólares en pérdidas debido a la reducción del rendimiento, la pérdida de mercados de exportación y los costos de gestión y monitoreo (Teulon et al., 2009; OIRSA, 2015). La paratrioza es un insecto paurometábolo con cinco estadios ninfales donde el aparato bucal de las ninfas como el adulto es de tipo picador-chupador que está armado con un estilete forado por dos ductos, uno de entrada y otro de salida. Cuando el insecto introduce el estilete y al introducirlo llega hasta el floema, por uno de los conductos el insecto succiona la savia y por el otro inyecta su saliva a la planta. Este tipo de alimentación provoca daños directos, como amarillamiento de hojas, entrenudos acortados, retraso del crecimiento de las plantas e indirectos por la transmisión de microorganismos incluyendo la bacteria (OIRSA, 2015).

1.2.8.3. Generalidades de *Anthonomus eugenii*

El picudo del Chile *Anthonomus eugenii* Cano (Coleoptera: Curculionidae) es un insecto plaga en cultivos de Chile bajo condiciones de invernadero y campo abierto en América Central, el Caribe y América del Norte, incluyendo México (Fernández et al., 2020); es un insecto holometábolo con tres instares larvales, todos los estados inmaduros del insecto se encuentran restringidos a los órganos reproductivos de las plantas, de todas y cada una de las especies de Chile cultivados y tipologías (Patrock y Schuster 1992; Rubio-Aragón et al., 2021b; 2022a). El principal daño de este insecto es ocasionado en su estado biológico de larva, causando la caída prematura de botones florales, flores y frutos de Chile, mientras que, el estado adulto, se alimenta de hojas y tallos tiernos, botones florales, flores y frutos (Rodríguez-Leyva et al., 2007; Rubio-Aragón et al., 2021b; 2022a). Los daños que ocasiona este insecto pueden alcanzar hasta el 100% en ausencia de una detección o manejo adecuado (Segarra-Carmona y Pantoja, 1988; Riley y Spark, 1995; Avendaño-Meza et al., 2015). Los productores de Chile típicamente detectan al insecto en sus campos cuando los órganos reproductivos de sus plantas tienen el pedúnculo amarillo,

agujeros de emergencia y frutos caídos (Elmore, 1934; Capinera, 2002), los cuales son signos de infestaciones fuertes e indican que el umbral de acción ha sido superado (Riley y Sparks, 1995). Dada la restricción y protección que le brinda los órganos reproductivos de las plantas de Chile a los estados biológicos inmaduros del insecto, el control de esta plaga se centra en el estado adulto principalmente a través de la aplicación continua de pesticidas foliares (Qureshi y Kostyk, 2020).

1.2.9. Muestreo de insectos plaga en cultivos agrícolas

Un elemento esencial en los programas de Manejo Integrado de Plagas agrícolas es la capacidad de determinar si una población insectil tiene el tamaño suficiente para causar daños económicos; se han desarrollado a través del tiempo diferentes estrategias de muestreo las cuales pueden variar en efectividad de acuerdo con el insecto que se trate (Lapchin y Shtienberg, 1999). Para diferentes insectos incluyendo mosca blanca, paratrioza y picudo de Chile, el conteo de su estado adulto es recomendable debido a su rapidez, economía y efectividad (Ohnesorge y Rapp, 1986; Segarra-Carmona y Pantoja, 1988b; Cameron et al., 2009)

1.2.9.1. Muestreo de *Bemisia tabaci*

Se han descrito diferentes técnicas para monitorear adultos de mosca blanca, como lo son sistemas de imágenes, conteos directos, succión mediante una bomba de vacío y trampas adhesivas (Horowitz, 1986; Qiao et al., 2008). Estas últimas, han sido ampliamente adoptadas en diferentes agroecosistemas debido a su bajo costo y alta efectividad para la detención del insecto, especialmente en bajas densidades (Ohnesorge y Rapp, 1986; Qiao et al., 2008; Shin et al., 2020).

1.2.9.2 Muestreo de *Bactericera cockerelli*

Para el caso del conteo de adultos de paratrioza, se han comparado los métodos de conteo directo, trampas de agua y adhesivas, uso de red entomológica y succión con bomba de vacío (Yen et al., 2013). De las cuales las estrategias más efectivas y recomendadas son el uso de trampas de agua y adhesivas al ser muy precisas, fáciles y rápidas de utilizar.

1.2.9.3 Muestreo de *Anthonomus eugenii*

Para determinar las mejores estrategias de muestreo del adulto del picudo del chile, se compararon los métodos de uso de red entomológica, trampas de caída, trampas de agua, trampas adhesivas y conteo directo (Segarra-Carmona y Pantoja, 1988a). De las estrategias evaluadas se recomendó el uso de trampas adhesivas al ser precisas, baratas y fáciles de utilizar.

1.2.10 Trampas adhesivas

Las trampas adhesivas consisten en una superficie colorida y plastificada cubierta con una sustancia pegajosa que permite la captura de insectos (Singh y Sood, 2020). La efectividad de las trampas adhesivas para capturar insectos está ampliamente influenciada por su diseño y uso dentro de los agroecosistemas.

1.2.10.1 Diseño de trampas adhesivas

Diferentes factores relacionados con el diseño de las trampas han sido reportados influyendo en la atracción de los insectos hacia las mismas incluyendo el color de la trampa, la forma geométrica y el color de marco (Moreno et al., 1984; Vernon y Gillespie, 1995; Mainali y Lim, 2010).

1.2.10.1.1 Color

El uso de trampas adhesivas de color amarillo se ha recomendado ampliamente para el muestro de adultos de mosca blanca, paratrioza y picudo del chile sobre otros colores (Horowitz, 1986; Segarra-Carmona y Pantoja, 1988; Yen et al., 2013). La preferencia de los insectos hacia cierto(s) color(es) está influenciado por su sensibilidad visual dentro del espectro electromagnético, para *B. tabaci* se ha reportado los 550 nm (Blackmer et al., 1995), para *B. cockerelli* fluctúa en un rango de 500 a 630 nm (Al-Jabr y Cranshaw, 2007), y para el picudo del chile va de 540 a 600 nm (Segarra-Carmona y Pantoja, 1988a).

1.2.10.1.2 Forma geométrica

Tradicionalmente la forma geométrica de las trampas amarillas ha sido el rectángulo (Koppert, 2023; BioBee, 2023), sin embargo, diferentes estudios han demostrado que la forma de la trampa afecta significativamente la captura de algunos insectos plaga en la agricultura. Moreno et al. (1984) reporta a las trampas triangulares, rectangulares y elípticas como aquellas preferidas por *Scirtothrips citri*, y por su parte, Mainali y Lim (2010) reporta las trampas circulares para *Frankliniella occidentalis*; estos autores sugieren que los hábitos de los insectos están relacionados con su preferencia por las figuras, *S. citri* es un insecto que se reproduce, refugia y alimenta en hojas, mientras que, *F. occidentalis* lo hace en las flores, las figuras de triángulo, rectángulo y elipse dan la impresión de ser hojas y la figura de círculo de ser una flor. A su vez, hay algunos estudios que indican que los insectos no tienen preferencia por cierta figura geométrica como *Aphytis melinus*, lo cual puede indicar un débil poder visual del insecto (Moreno et al., 1984).

1.2.10.1.3 Color de marco

Tradicionalmente las trampas amarillas son monocromáticas y no vienen acompañadas con un marco cromático (Koppert, 2023; BioBee, 2023), así mismo, no suele agregárseles uno, sin embargo, diferentes estudios han demostrado que la adición de un marco cromático afecta significativamente la captura de algunos insectos plaga en la agricultura. La adición de un marco genera diferentes efectos de contraste en las trampas amarillas según el color utilizado, por ejemplo, la adición de marcos violeta o azul genera un alto contraste de color (Vernon y Gillespie, 1995), los tonos oscuros como el verde oscuro o el negro ayudan los insectos perciben la reflectancia de la trampa con mínima intercepción de otra fuentes de reflectancia (Mainali y Kim, 2010). Así mismo, el amarillo genera un contraste mínimo de color, pudiendo ser percibido por el insecto junto con la trampa como una pieza. Vernon y Gillespie (1995) y Mainali y Kim (2010) han reportado que la captura de *F. occidentalis* se incrementa con la adicción de un marco violeta y negro, respectivamente. Por otro lado, Döring et al. (2004) reporta que los colores oscuros como verde y negro aumentan la atracción de los pulgones alados. Por su parte, Kim

and Lim (2011) indican que *B. tabaci* prefiere el color de marco negro que el verde, azul y blanco.

1.2.10.2 Instalación de trampas adhesivas

Las trampas adhesivas se instalan dentro de los cultivos en sitios estratégicos para aumentar las capturas por estas. Al momento de determinar el sitio de instalación de las trampas adhesivas los diferentes hábitos de los insectos como lugar de refugio, alimentación, oviposición y emergencia de los diferentes estados biológicos son aspectos importantes para considerar al influir de manera significativa (Riley y Schuster, 1994; Mao et al., 2018). Por otro lado, el número de capturas también es influenciado por diferentes factores relacionados con el cultivo, tales como su especie, cultivar y sistema de producción (Bian et al., 2016; Pobozniak et al., 2019).

1.2.10.2.1 Orientación

La percepción de los insectos hacia las trampas está relacionada con el ángulo en que estas reciben la luz incidente, el efecto que tiene la instalación de las trampas adhesivas hacia los diferentes puntos cardinales ha sido ampliamente investigado y los resultados varían entre las diferentes especies de insectos involucrados y los sistemas de producción; por ejemplo, una mayor cantidad de *Scirtothrips dorsalis* y *Dendrothrips minowai* es capturada en las trampas instaladas hacia el este-oeste en comparación con las instaladas al sur-norte (Bian et al., 2016). Por otro lado, para *B. tabaci*, *B. cockerelli* y *A. eugenii*, se han realizado estudios con la finalidad de determinar si existe un efecto significativo de este factor en su captura en condiciones de campo abierto y para los tres insectos no se ha determinado alguno (Hou et al., 2006; Cameron et al., 2009; Saleh et al., 2010; Riley y Schuster, 1994). Sin embargo, para el caso de *B. tabaci* y *B. cockerelli* dichos estudios no fueron llevados a cabo en cultivos de Chile.

1.2.10.2.2 Espacio entre camas

Este factor de instalación es uno de los factores que menos se han explotado en la actualidad. Este factor consiste en utilizar el espacio vacío que se origina entre las

hieleras de plantas que son producidas en el centro de las camas para instalar las trampas adhesivas siendo de esta forma más visibles y accesibles para los insectos; Shin et al. (2020) describe que el área de vuelo de los insectos se extienda más allá del área vegetativa del cultivo y esta área puede ser utilizada para incrementar la captura de los insectos objetivo y evitar la captura de algún organismos no deseado como enemigos naturales.

1.2.10.2.3 Altura

La altura de instalación de las trampas adhesivas es uno de los factores más importantes y estudiados para la captura de insectos clave en la producción agrícola; sin embargo, comúnmente son instaladas en el centro del surco o cama (Mao et al., 2018) donde se realizan las evaluaciones, siendo normalmente de dos tipos: (i) a partir del dosel de la planta agregan o restan una altura conocida, por ejemplo 10 cm sobre el dosel de la planta y 10 cm debajo del dosel de la planta (Bian et al., 2016) y (ii) a partir de alturas fijas, por ejemplo 0, 20, 40, 60 y 80 cm de altura sobre el nivel del suelo (Riley y Schuster, 1994). Para *B. tabaci* y *A. eugenii* se han realizado estudios previos con la finalidad de determinar la altura óptima de su captura en chiles (Riley y Schuster, 1994; Buragohain et al., 2017), sin embargo, en ninguno de ellos se ha considerado la instalación de las trampas adhesivas entre el espacio generado entre camas. El instalar las trampas en este espacio les permite ser más visibles y accesibles en comparación de instarse en el medio de la cama donde están rodeadas por el cultivo (Shin et al., 2020), por lo cual la altura óptima de instalación de las trampas podría ser diferente al considerar realizar la evaluación entre este espacio.

1.2.10.3 Desventajas

Las trampas adhesivas son muy utilizadas al ser relativamente económicas y fáciles de instalar, sin embargo, presentan diferentes desventajas como que se pueden cubrir de polvo, moverse o desprenderse por los fuertes vientos, y atrapar organismos y escombros no deseados que reduzcan el área útil de la trampa,

dificultando el conteo y la identificación de los insectos objetivo (Klein y Rondon, 2019).

1.2.10.3.1 Alternativas

Se han descrito diferentes alternativas para mitigar desventajas de las trampas adhesivas. Para disminuir la posibilidad de que las trampas se llenen de polvo es importante evitar las alturas bajas, para lo cual se debe conocer la zona de captura del insecto objetivo y, de ser posible, elegir las alturas más altas, pero que no disminuyan su capacidad de captura (Klein y Rondon, 2019; Shin et al., 2020). Para disminuir la captura de organismos no deseados sin afectar las capturas de los insectos objetivo se puede explotar, en medida de lo posible, el uso de trampas adhesivas con colores atractivos para el insecto objetivo, pero no para los demás organismos (Bian et al., 2016). Para disminuir el movimiento, desprendimiento y/o caída de las trampas adhesivas, se pueden instalar las trampas adhesivas en una estructura base reforzada que aguante los fuertes vientos (Carrillo-Arámula et al., 2022). Para disminuir la captura de organismos no deseados sin afectar la del insecto objetivo, es importante conocer sus áreas de vuelo. Esto permitirá elegir un sitio de instalación estratégico que evite la caída de organismos no deseados, pero que no disminuya la capacidad para capturar a la especie objetivo (Shin et al., 2020).

1.2.10.3.1.1 Uso de malla

Sétamou et al. (2019) reporta que cubrir las trampas adhesivas con una malla rígida de tul, disminuye drásticamente la captura de organismos y escombros no objetivo, al actuar la malla como un filtro que, de acuerdo con su tamaño de ranura, disminuye la superficie pegajosa efectiva de las trampas evitando que organismos y escombros grandes se adhieran. Por otro lado, los mismos autores mencionan que, al momento de elegir la malla que cubrirá las trampas adhesivas, es muy importante considerar el color de malla, la cual irá en función del color de la trampa, ya que, al cubrir la trampa con la malla, la percepción que puedan tener los insectos hacia ella, cambiará dependiendo de los colores de ambos, por lo cual es indispensable reducir dicha

percepción al mínimo. Esto se puede lograr al compartir ambos el mismo color y tonalidad. además del tamaño de ranura de acuerdo con el insecto objetivo.

CAPÍTULO 2. EFECTO DE CAPTURA DE TRAMPAS ADHESIVAS AMARILLAS CUBIERTAS CON MALLAS DE DIFERENTES COLORES Y TAMAÑOS SOBRE *Bemisia tabaci* (HEMIPTERA: ALEYRODIDAE) Y ORGANISMOS NO OBJETIVO

2.1 INTRODUCCIÓN

La mosca blanca *Bemisia tabaci* Gennadius (Hemiptera: Aleyrodidae) es uno de los insectos plagas más importantes en la agricultura mundial (Basu, 2019; Kanakala y Ghanim, 2019; Naranjo et al., 2010). Este insecto ocasiona daños directos e indirectos a través de la alimentación y transmisión de virus fitopatógenos, respectivamente (Jones, 2003; Palaniswami, 2020). La relevancia económica de *B. tabaci* reside en el hecho de que los virus fitopatógenos no tienen cura conocida (Gilbertson et al., 2011). Por lo tanto, los productores enfatizan el manejo de estas enfermedades en la reducción de las poblaciones de los vectores (Castle et al., 2009).

Las mediciones efectivas de las poblaciones de *B. tabaci* son cruciales para un manejo exitoso de estas enfermedades; el conteo de adultos de *B. tabaci* sobre ninfas y/o huevos ha sido altamente recomendado debido a su conveniencia al ser fácil de realizar y requerir poco tiempo (Ohnesorge y Rapp, 1986). Diferentes técnicas para monitorear los adultos se han desarrollado como sistemas de imágenes, conteos directos, succión con bombas de vacío, y trampas adhesivas amarillas (Horowitz, 1986; Qiao et al., 2008). Entre estas alternativas, las trampas adhesivas han sido ampliamente adoptadas como herramientas de monitoreo en diferentes agroecosistemas debido a su bajo costo y alta efectividad para detectar *B. tabaci*, especialmente en bajas densidades (Ohnesorge y Rapp, 1986; Qiao et al., 2008; Shin et al., 2020). Además, la capacidad de captura de las trampas adhesivas ha sido utilizada como método de control para suprimir las poblaciones de *B. tabaci* sola o combinada con otras estrategias como el control biológico (Gu et al., 2008; Lu et al., 2012; Nair et al., 2021). Sin embargo, la combinación de estas estrategias ha sido parcialmente efectiva debido a la falta de especificidad de las trampas, lo que ha

llevado a una captura masiva de escombros y organismos no objetivo, incluidos insectos reguladores de *B. tabaci* como catarinas y crisopas (Kheirodin et al., 2020; Maredia et al., 1992; Parajulee y Slosser, 2003).

Hasta el momento, se ha descrito un número limitado de alternativas para reducir estos efectos no deseados sin afectar la captura del organismo objetivo. Se ha reportado que el cubrir las trampas adhesivas con una malla es una alternativa para mitigar la captura de escombros y de organismos no deseados; sin embargo, las características físicas de la malla como color y tamaño influyen en estos parámetros y la captura del organismo deseado (Sétamou et al., 2019). A la fecha, no hay estudios diseñados para evaluar el efecto de captura de trampas adhesivas amarillas cubiertas con mallas de diferentes colores y tamaños sobre *B. tabaci*. El objetivo del presente estudio fue determinar la efectividad de las trampas adhesivas amarillas cubiertas con mallas de diferentes colores y tamaños en la captura de adultos de *B. tabaci*, y la reducción en la captura de escombros y organismos no objetivo.

2.2 MATERIALES Y MÉTODOS

Establecimiento del estudio

La evaluación de las trampas adhesivas cubiertas con malla para *B. tabaci* se realizó durante enero-febrero de 2021, en un cultivo de chile jalapeño (*Capsicum annuum* L.) en la estación experimental de la Facultad de Agronomía de la Universidad Autónoma de Sinaloa, ubicada en Culiacán, Sinaloa, México (24°37'27" N, 107°26'28" O). Las plantas de chile se sembraron en camas de 80 m de largo con una distancia de 1.30 m entre camas, con una separación entre plantas de 0.25 m. El área total del estudio fue de aproximadamente 4500 m². El estudio se realizó en etapa de fructificación del cultivo. No se aplicaron insecticidas durante los ensayos.

Fabricación de las trampas

Se fabricaron trampas adhesivas rectangulares (Nair et al., 2021) a partir de cartulinas amarillas (20.0 cm x 12.5 cm) (José Luis Mondragón y Compañía S. A. de

C. V.), las cuales fueron selladas con una mica térmica transparente [tereftalato de polietileno (PET)] [3 mil (0.076 mm)], y cubiertas con adhesivo entomológico (Imex-Adhesivo). Las trampas se cubrieron con malla de tul rígido de nailon (Skytex México S.A. de C.V.). Las características de la malla variaron entre ensayos.

Diseño experimental

Cada uno de los ensayos realizados en este trabajo se establecieron bajo un diseño experimental completamente al azar con diez repeticiones para cada tratamiento, considerando a cada trampa adhesiva como repetición. Las características de los tratamientos y su número variaron entre los ensayos acorde con el objetivo, como se describe a continuación. En cada ensayo se consideró el uso de trampas descubiertas como control. Las trampas se fijaron a estacas de madera y se colocaron en el dosel de las plantas con una separación de 5.2 m entre trampas.

Ensayo de color de malla

Se realizó un ensayo con una duración de una semana en condiciones de campo abierto, para determinar el efecto de cubrir trampas adhesivas amarillas con mallas de diferentes colores en la captura de *B. tabaci*. Fueron trece los colores de malla en forma de rombo utilizados fueron seleccionados para cubrir un lado de las trampas [blanco (5810L01), negro (5810L19), rojo (5810L36), naranja (5810L61), violeta (5810L83), azul claro (5810L21), azul oscuro (5810L27), carmesí (5810L37), rosa (5810L50), gris (5810L11), verde claro (5810L46), verde oscuro (5810L47) y amarillo (5810L72)] [en forma de rombo con 3 mm de largo cada diagonal (área de 4.5 mm², modelo (5820L72)] (Skytex México S.A. de C.V.) (Cuadro 1). Después de los siete días, las trampas fueron retiradas del campo y llevadas al laboratorio de protección vegetal de la Facultad de Agronomía para contabilizar el número de adultos de *B. tabaci* utilizando un microscopio estereoscópico.

Ensayo de tamaño de malla

Para determinar el efecto de cubrir trampas adhesivas amarilla con mallas de diferente tamaño en la captura de adultos de *B. tabaci* y su limpieza (escala 1 a 9),

se cubrieron las trampas con mallas de tres diferentes tamaños de ranura: en forma de rombo de 1 mm de largo cada diagonal (área de 0.5 mm², modelo 5833L72) y 3 mm de largo cada diagonal (área de 4.5 mm², modelo 5820L72), y forma hexagonal con 1 mm de largo cada una (área de 2.6 mm², modelo 5820L72) (Skytex México S.A. de C.V.). Para evaluar la limpieza de las trampas después de los siete días de exposición, se utilizó la escala de Sétamou et al. (2019) con modificaciones, donde 1 = 0 a 20% del área total de la trampa cubierta con organismos y escombros, 3 = 20 a 40% del área de trampa cubierta, 5 = 40 a 60% del área de trampa cubierta, 7 = 60 a 80% del área de trampa cubierta, y 9 = 80 a 100% del área de trampa cubierta. El procedimiento de este ensayo fue similar al del ensayo anterior previamente descrito.

Ensayo en múltiples cultivos hospederos

Con el objetivo de generar datos adicionales sobre la efectividad de las trampas cubiertas con malla en la captura de adultos de *B. tabaci* y la limpieza de las trampas, se realizó una prueba de validación en cinco cultivos comerciales hospederos de *B. tabaci* bajo condiciones de campo abierto (Basu, 2019) durante siete días (Cuadro 2). Finalizado el período, el número de adultos de *B. tabaci* capturados y la limpieza de las trampas (escala 1 a 9) fueron registrados.

Ensayo de validación a largo plazo

Se llevó a cabo un segundo ensayo de validación durante cuatro semanas consecutivas para evaluar la eficiencia de las trampas a largo plazo. La prueba se llevó a cabo en el cultivo de chiles jalapeños en la estación experimental de la Facultad de Agronomía. Semanalmente se contabilizó el número de adultos de *B. tabaci* capturados y la limpieza de las trampas (escala 1 a 9). Además, en la última evaluación se registraron los escombros y organismos no objetivo capturados. Los organismos no objetivo se clasificaron por tipo de una forma general.

Análisis estadístico

Los datos de los ensayos (número de insectos capturados y limpieza de las trampas) no cumplieron con los supuestos estadísticos de normalidad de varianzas según la

prueba de Kolmogorov-Smirnov y homogeneidad de varianzas según la prueba de Levene. Por lo tanto, se aplicó un análisis de varianzas no paramétrico. Para las pruebas de color y tamaño de malla se realizaron las pruebas de Kruskal-Wallis y Dunn para determinar diferencia significativa entre tratamientos ($p < 0.05$). Respecto a los ensayos de validación, debido a que solo se compararon trampas cubiertas con malla y trampas descubiertas, se utilizó la prueba U de Mann-Whitney. Todos los cálculos se realizaron con SPSS versión 26.

2.3 RESULTADOS

Efecto del color de malla

El color de malla exhibió un efecto significativo en el número de adultos de *B. tabaci* capturados siete días después de la exposición ($H = 53.676$, $df = 13$, $p = 0.001$). De los trece colores utilizados, solo las trampas amarillas cubiertas con malla amarilla no tuvieron una reducción significativa en los adultos capturados en comparación con las trampas descubiertas (Figura 1). Para ensayos posteriores se eligió la malla de color amarillo.

Efecto del tamaño de malla

Los tamaños de las ranuras de malla evaluados mostraron un efecto no significativo en el número de *B. tabaci* capturados ($H = 6.937$, $gl = 3$, $p = 0.074$) siete días después de la exposición (Figura 2A). Sin embargo, se encontró un efecto significativo en la limpieza de las trampas ($H = 28.507$, $gl = 3$, $p < 0.001$). Las ranuras en forma de rombo pequeños y las ranuras hexagonales tuvieron la puntuación más baja, seguidos por las ranuras en forma de rombo grandes que a su vez tuvieron una puntuación significativamente más baja en comparación con el control descubierta (Figura 2B). Para ensayos posteriores se eligió la malla con ranuras hexagonales.

Ensayo en múltiples cultivos hospederos

Para validar la efectividad de las trampas cubiertas con malla amarilla y ranuras hexagonales en la captura de adultos de *B. tabaci* y su limpieza, las trampas se

compararon con el control descubierto en cinco diferentes cultivos hospederos de *B. tabaci* en condiciones de campo abierto durante siete días. Para el número de adultos capturados, las trampas adhesivas cubiertas con malla no difirieron significativamente del control descubierto en ninguno de los cultivos evaluados (Cuadro 2). Por otro lado, la limpieza de las trampas adhesivas cubiertas con malla fue significativamente diferente en cada evaluación en comparación con el control descubierto (Cuadro 2).

Ensayo de larga duración

Las trampas cubiertas con malla amarilla y ranuras hexagonales fueron comparadas con el control descubierto semanalmente durante cuatro semanas para validar la efectividad de las trampas a largo plazo. Para la captura de adultos de *B. tabaci*, en la primera semana no hubo diferencia significativa ($H = 3.752$, $gl = 1$, $p = 0.053$). Sin embargo, en la segunda ($H = 7.846$, $gl = 1$, $p = 0.005$), tercera ($H = 14.044$, $gl = 1$, $p < 0.001$) y cuarta semana ($H = 14.318$, $gl = 1$, $p < 0.001$), con las trampas cubiertas con malla se capturaron significativamente más adultos que el control descubierto (Figura 3A). Respecto a la limpieza de las trampas, las trampas cubiertas con malla difirieron significativamente con el control descubierto en la primera ($H = 14.675$, $gl = 1$, $p < 0.001$), segunda ($H = 13.705$, $gl = 1$, $p < 0.001$), tercera ($H = 13.868$, $gl = 1$, $p < 0.001$) y cuarta ($H = 14.014$, $gl = 1$, $p < 0.001$) semana (Figura 3B). Además, en la última evaluación se registraron los escombros y organismos no objetivo de una forma general. Se mostró una reducción significativa en la cantidad de escombros y organismos no objetivo capturados en las trampas adhesivas cubiertas de malla (Cuadro 3).

2.4 DISCUSIÓN

El uso de mallas para cubrir trampas adhesivas ha probado reducir la captura de escombros y organismos no objetivos sin disminuir su efectividad de capturar al organismo deseado (Sétamou et al., 2019). Sin embargo, las características físicas de las mallas como color y tamaño de la ranura influyen en estos parámetros y no

hay estudios diseñados para identificar estos rasgos de las mallas en la captura de *B. tabaci*.

El color de la malla utilizada para cubrir las trampas adhesivas amarillas influye significativamente en la captura de adultos de *B. tabaci* (Figura 1). Cubrir las trampas con una malla modifica la percepción de los insectos hacia las trampas (Sétamou et al., 2019). De los trece colores utilizados en el estudio, solo la malla amarilla no mostró una disminución significativa en el número de adultos de *B. tabaci* capturados en comparación con las trampas amarillas descubiertas. Estos resultados se deben a que las mallas de un color diferente al amarillo son muy contrastantes con el color de las trampas amarillas, afectando la percepción de los insectos. Este efecto de la malla es particularmente importante en insectos con una fuerte reacción visual como *B. tabaci* (Kim y Lim, 2011; Nair et al., 2021).

El cubrir las trampas con una malla origina ranuras superficiales que limitaban la superficie pegajosa efectiva de las trampas, afectando la captura de insectos (Sétamou et al., 2019). Para *B. tabaci*, de los tres tamaños de ranuras evaluadas, el número de adultos capturados no difirió del control descubierta (Figura 2A). Estos resultados se deben a que los adultos de *B. tabaci* son insectos pequeños (0.8-1.0 mm de longitud) y blandos, además no es necesario que todo el cuerpo del insecto se adhiera (Basu, 2019; Sétamou et al., 2019). Esto también explica por qué la limpieza de las trampas disminuyó a medida que aumentó el tamaño de las ranuras (Figura 2B).

Para validar las características de color y tamaño de malla seleccionadas en el estudio, se realizaron dos ensayos adicionales para validarlas. En el primer ensayo, de los cinco cultivos hospederos de *B. tabaci* evaluados, el número de adultos de *B. tabaci* capturados no difirió entre las trampas cubiertas y descubiertas (Cuadro 2). Los datos generados en este ensayo indican que la efectividad de las trampas es consistente y que la tecnología puede ser aplicada en diferentes cultivos hospederos de *B. tabaci* y en diferentes densidades poblacionales. Esto es particularmente importante debido al uso generalizado de trampas adhesivas amarillas como herramientas de monitoreo de poblaciones de *B. tabaci*, especialmente en bajas

densidades (Ohnesorge y Rapp, 1986; Qiao et al., 2008). Además, la diferencia en la limpieza de las trampas se mantuvo significativa en cada cultivo (Cuadro 2). La reducción de captura de escombros y organismos no objetivo en las trampas adhesivas cubiertas de malla aumenta la precisión y reduce el consumo de tiempo en el recuento del organismo deseado (Sétamou et al., 2019).

En el ensayo de larga duración, la cantidad de *B. tabaci* difirió entre las trampas cubiertas con malla y las descubiertas a partir de la segunda semana (Figura 3A). Esta diferencia puede deberse a la reducción en la superficie efectiva y/o a la percepción de *B. tabaci* hacia las trampas descubiertas debido a su falta de limpieza (Figura 3B). Las trampas cubiertas con malla se mantuvieron más limpias después de cuatro semanas de exposición en comparación con las descubiertas (Figura 3B) (Figura 4). El aumento de la vida útil de las trampas cubiertas con malla es particularmente relevante para los agroecosistemas donde se utilizan las trampas adhesivas amarillas como herramientas de control en los programas de manejo de *B. tabaci* (Gu et al., 2008; Lu et al., 2012). La posible reducción del número de trampas adhesivas que deben colocar los productores haría que este método de control fuera más rentable, lo que conduciría a una mejor adopción. Además, las trampas adhesivas amarillas se usan de manera frecuente en conjunto al control biológico; la reducción significativa en la captura de depredadores de *B. tabaci* como catarinas y crisopas en las trampas cubiertas con malla permitirá una mejor combinación de estas dos estrategias de control (Cuadro 3). Por otro lado, a pesar de que el número de abejas capturadas en las trampas descubiertas no difirió de las trampas cubiertas con malla, quizás por su baja densidad poblacional y/o su baja atracción por el color amarillo (Rodríguez-Saõna et al., 2012), el resultado de la nula captura de abejas en las trampas cubiertas evaluadas es particularmente interesante para los agroecosistemas donde las abejas son liberadas por los productores en altas densidades (por ejemplo, pepinos), lo que lleva a una mejor integración de estas dos estrategias agronómicas. Además, la altura de instalación de la trampa en el cultivo es un factor fundamental que influye en la captura de adultos de *B. tabaci* (Mao et al., 2018; Rodríguez-Saõna et al., 2012; Shin et al., 2020). Cubrir las trampas con una malla redujo la captura de escombros producidos por las plantas, lo cual es

particularmente importante en cultivos donde se recomienda la instalación de las trampas en el dosel de la planta o debajo de él para capturar la mayor cantidad posible de *B. tabaci*.

En resumen, las trampas adhesivas amarillas cubiertas con malla amarilla redujeron la colecta de escombros y organismos no objetivo sin afectar la captura de *B. tabaci*, convirtiéndolas en herramientas valiosas en los programas de manejo diseñados para monitorear y controlar las poblaciones de *B. tabaci*.

Cuadro 1. Colores de malla evaluados con sus correspondientes valores de Cian, Magenta, Amarillo y Negro [Cyan, Magenta, Yellow y Black (CMYK)].

No.	Color	Valores CMYK
/	Descubierta (Control)	/
1	Blanco	0.00, 0.00, 0.00, 0.00
2	Negro	0.00, 0.00, 0.00, 0.97
3	Rojo	0.00, 1.00, 1.00, 0.00
4	Naranja	0.00, 0.73, 1.00, 0.00
5	Lila	0.12, 0.65, 0.00, 0.69
6	Azul claro	0.76, 0.14, 0.00, 0.00
7	Azul oscuro	0.62, 0.56, 0.00, 0.58
8	Carmesí	0.00, 0.89, 0.81, 0.42
9	Rosa	0.00, 0.27, 0.10, 0.00
10	Gris	0.00, 0.00, 0.00, 0.16
11	Verde claro	0.45, 0.00, 0.45, 0.00
12	Verde oscuro	0.77, 0.00, 0.96, 0.64
13	Amarillo	0.00, 0.03, 0.98, 0.00

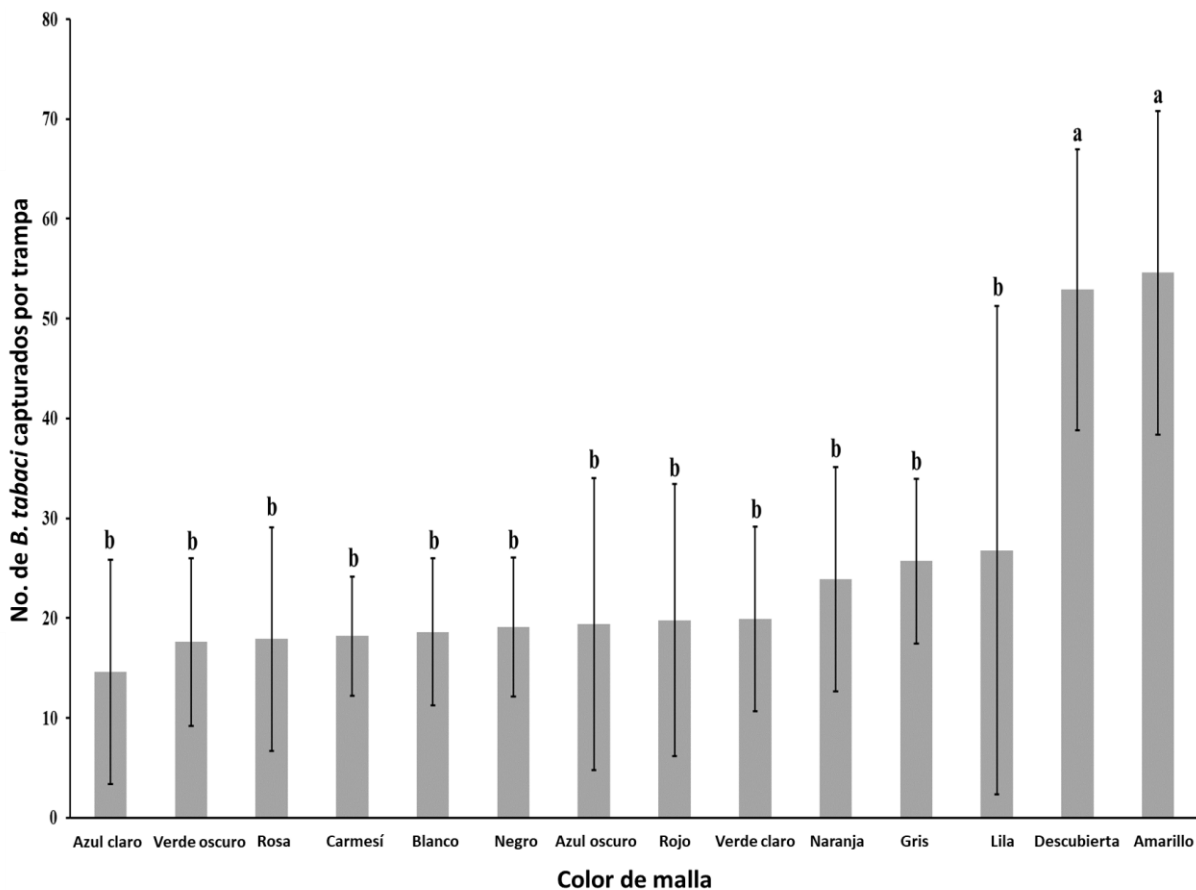


Figura 1. Número promedio (+DE) de adultos de *Bemisia tabaci* capturados en trampas adhesivas amarillas cubiertas con mallas de trece colores diferentes más trampas descubiertas en condiciones de campo abierto siete días después de la exposición. Medias con la misma letra indican ausencia de diferencia significativa según la prueba de medianas de Dunn ($p = 0.003$).

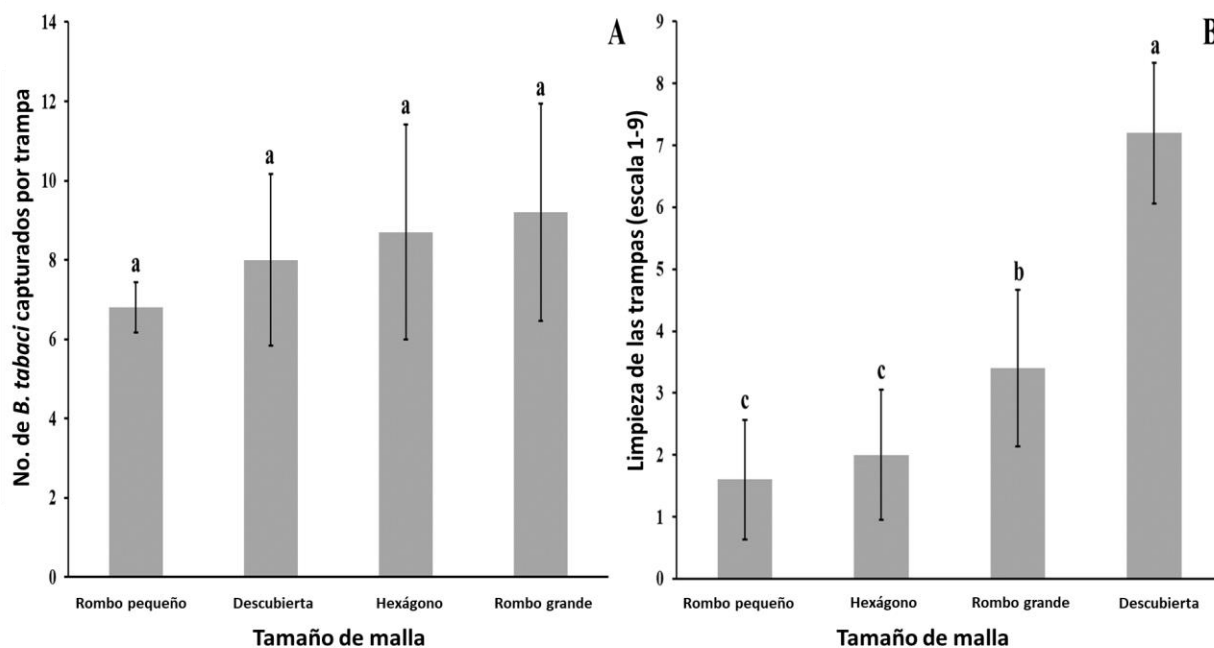


Figura 2. Número promedio (+DE) de adultos de *Bemisia tabaci* capturados por trampa (A) y limpieza de trampas (B) en trampas adhesivas cubiertas con mallas amarillas con ranuras de tres tamaños diferentes más trampas descubiertas bajo condiciones de campo abierto siete días después de la exposición. Medias con la misma letra indican ausencia de diferencia significativa según la prueba de medianas de Dunn ($p < 0.001$).

Cuadro 2. Respuesta de las trampas adhesivas amarillas cubiertas con malla amarilla y ranuras hexagonales y descubiertas en la captura de *Bemisia tabaci* y limpieza (escala 1-9) (+DE) siete días después de la exposición en cinco cultivos diferentes bajo condiciones de campo abierto.

Cultivo	Etapa fenológica	No. de <i>B. tabaci</i>		Valor de p	Limpieza de las trampas		Valor de p
		Cubiertas	Descubiertas		Cubiertas	Descubiertas	
<i>Capsicum chinense</i>	Fructificación	17.7 ± 7.23	12.5 ± 3.72	0.089	2.6 ± 1.99	5.6 ± 2.5	0.019
<i>Citrullus lanatus</i>	Desarrollo vegetativo	30.8 ± 9.65	26.1 ± 4.58	0.190	1.4 ± 0.84	4.0 ± 1.05	<0.001
<i>Phaseolus vulgaris</i>	Fructificación	5.6 ± 1.35	4.6 ± 0.97	0.165	2.4 ± 1.7	7.0 ± 1.33	<0.001
<i>Physalis ixocarpa</i>	Floración	11.7 ± 6.11	8.4 ± 1.51	0.190	2.0 ± 1.05	6.6 ± 1.84	<0.001
<i>Solanum lycopersicum</i>	Fructificación	46.9 ± 34.6	30.1 ± 12.17	0.393	1.0 ± 0	3.8 ± 1.03	<0.001

Tratamientos con valor de $p < 0.05$ fueron estadísticamente diferentes de acuerdo con la prueba de U de Mann-Whitney

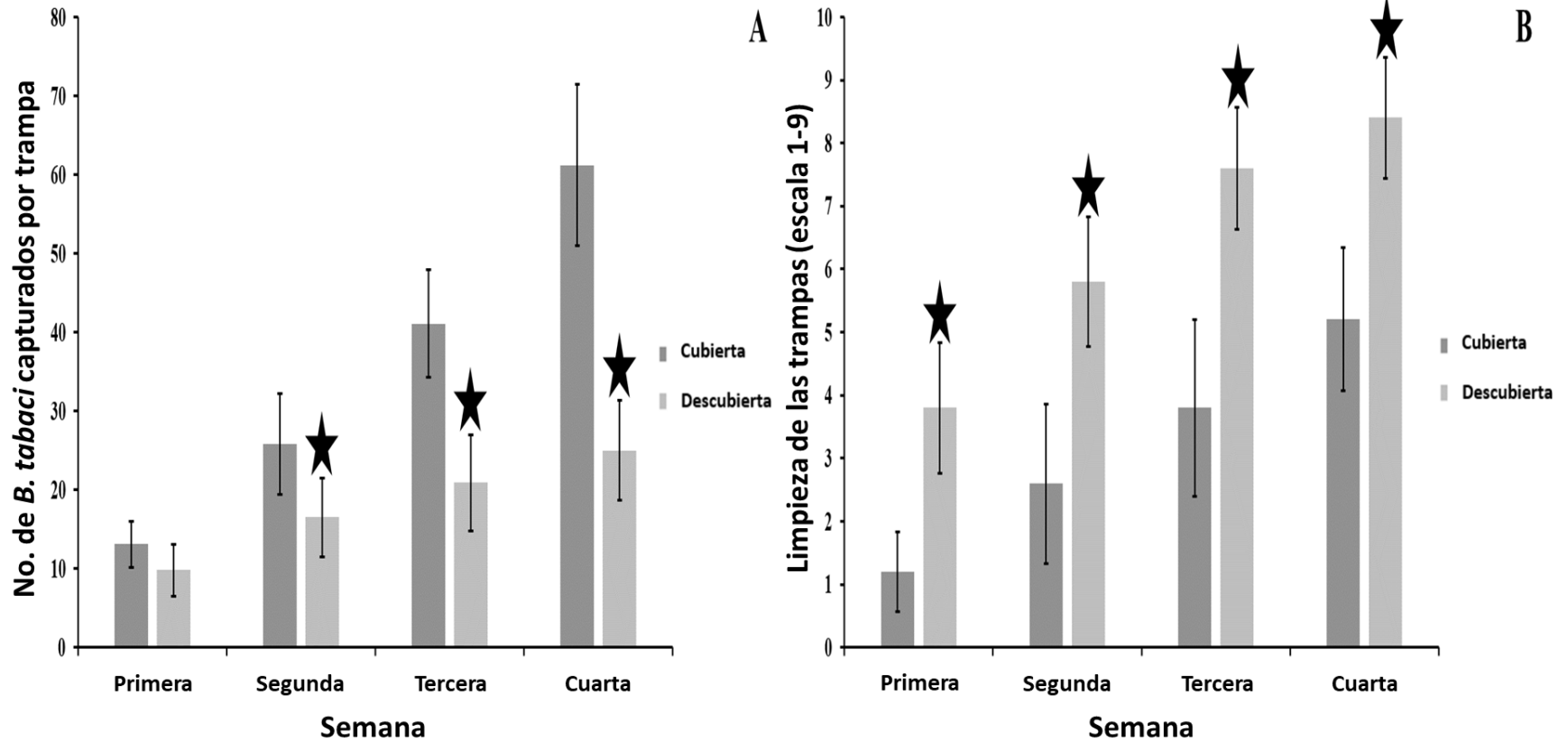


Figura 3. Número promedio (+DE) de adultos de *Bemisia tabaci* capturados por trampa cubierta con malla amarilla y ranuras hexagonales y descubiertas (A), y limpieza de las trampas (B) bajo condiciones de campo abierto durante 4 semanas. Estrellas indican diferencia estadística significativa entre trampas cubiertas con malla y trampas descubiertas de acuerdo con la prueba de U de Mann-Whitney ($p < 0.05$).

Cuadro 3. Captura de escombros y organismos no objetivos en trampas adhesivas amarillas cubiertas con malla y descubiertas (+DE) después de cuatro semanas de instalación en un ensayo para *Bemisia tabaci*.

Variable	Trampa		Valor de p
	Cubierta	Descubierta	
Catarinas	0.2 ± 0.42	1.2 ± 0.42	< 0.001
Pequeños (Coleoptera) escarabajos	5.7 ± 2.50	9.1 ± 2.89	0.017
Moscas domesticas	5.6 ± 2.21	45.9 ± 10.35	< 0.001
Chicharritas	2.3 ± 1.42	5.9 ± 3.25	0.004
Pequeños insectos (Hemiptera)	0.2 ± 0.42	1.2 ± 0.42	< 0.001
Avejas	0.0 ± 0	0.2 ± 0.42	0.146
Avispas	0.0 ± 0	0.2 ± 0.42	0.146
Polillas	0.0 ± 0	0.3 ± 0.48	0.067
Crisopas	0.0 ± 0	1.0 ± 0.42	< 0.001
Arañas	0.0 ± 0	0.2 ± 0.42	0.146
Plumas	0.0 ± 0	0.2 ± 0.42	0.146

Estructuras de plantas	0.2 ± 0.42	1.3 ± 0.42	< 0.001
------------------------	----------------	----------------	-----------

Tratamientos con valor de $p < 0.05$ fueron estadísticamente diferentes de acuerdo con la prueba de U de Mann-Whitney.

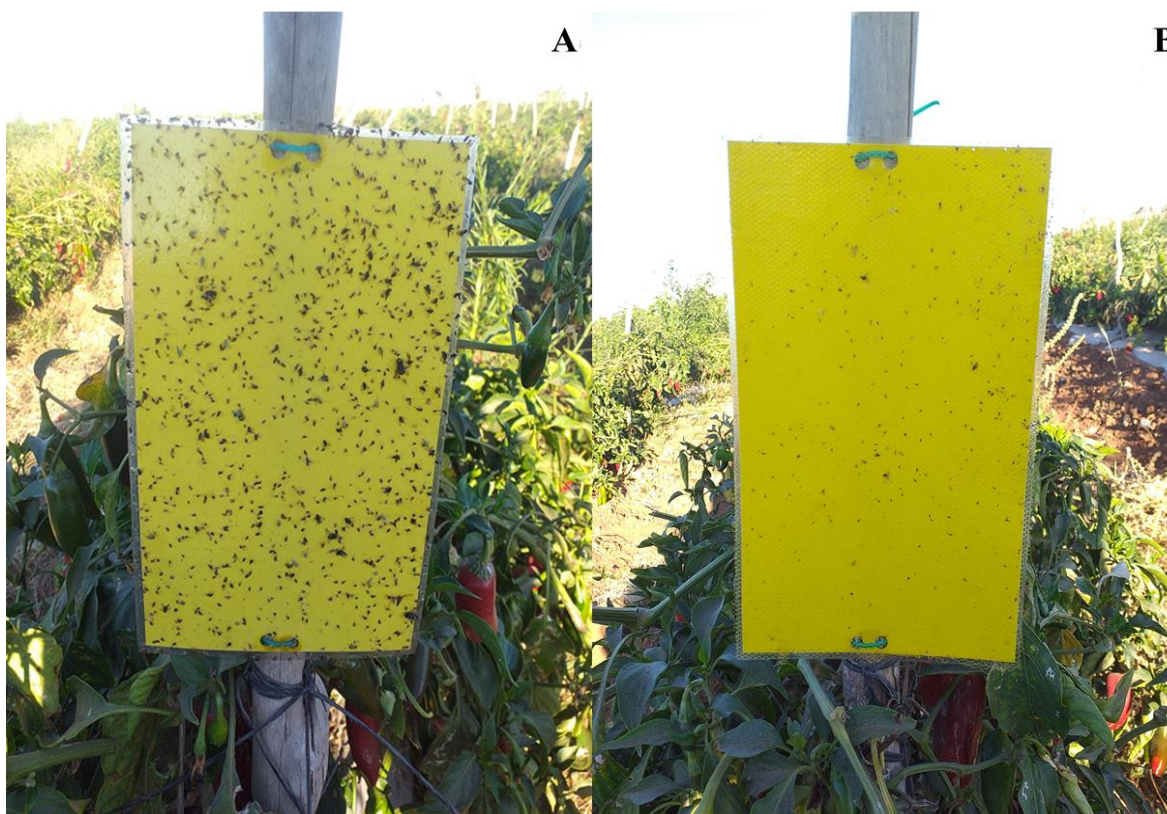


Figura 4. Trampas descubiertas (A) y cubiertas con malla amarilla y ranuras hexagonales (B) después de cuatro semanas de exposición a *Bemisia tabaci*, escombros y otros organismos en un cultivo de chile jalapeño bajo condiciones de campo abierto en la Estación Experimental de la Facultad de Agronomía de la Universidad autónoma de Sinaloa, Culiacán, Sinaloa, México.

CAPITULO 3. CAPTURA DEL PSILIDO DE LA PAPA *Bactericera cockerelli* (HEMIPTERA: TRIOZIDAE) CON TRAMPAS ADHESIVAS AMARILLAS CUBIERTAS CON MALLAS DE DIFERENTE COLOR Y TAMAÑO

3.1 INTRODUCCIÓN

La papa (*Solanum tuberosum* L.) es uno de los cultivos agrícolas más importantes de América (FAO, 2023). El psílido de la papa, *Bactericera cockerelli* (Sulc) (Hemiptera: Triozidae) es una plaga clave de este cultivo en América al directamente alimentarse de las plantas e indirectamente al ser vector de la bacteria fitopatógena gramnegativa *Candidatus Liberibacter solanacearum* (CLso), agente causal de la enfermedad rayado de la papa (Secor et al., 2009; Lin et al., 2011). *Bactericera cockerelli* es originario de América del Norte y actualmente se encuentra ampliamente distribuida en las zonas productoras de papa más relevantes de esta región, Centroamérica y el Caribe (Crosslin et al., 2012; Swisher et al., 2013; Melgoza-Villagómez et al., 2018). Respecto a Sudamérica, *B. cockerelli* y CLso fueron reportados recientemente en campos de papa en Ecuador (Castillo-Carillo et al., 2019; Caicedo et al., 2020).

América del Sur es la región productora de papa más relevante de América con alrededor del 59.14% del área total cultivada en el continente (FAO, 2023). Estudios recientes señalaron que más del 90% del área de producción de papa de América del Sur es adecuada y óptima para *B. cockerelli* y CLSo (Wan et al., 2020; Suwandharathene et al., 2022). Por ello, cualquier sistema de seguimiento que detecte oportunamente este insecto es de gran valor.

El uso de trampas adhesivas amarillas es una de las estrategias más sensibles para capturar adultos de *B. cockerelli* (Al-Jabr y Cranshaw, 2007; Yen et al., 2013) y este sistema ha sido ampliamente adoptado por los productores para detectar la presencia y abundancia de la insectos dentro de sus cultivos (Walker et al., 2014; Hodge et al., 2019), y por instituciones que despliegan una gran cantidad

de trampas para monitorear áreas de cultivo enteras (Walker et al., 2015; Djaman et al., 2019).

A pesar de su amplio uso, las trampas adhesivas amarillas tienen una limitante importante al mostrar una falta de especificidad en la atracción de los insectos objetivo, lo que permite capturas no deseadas, incluidos organismos beneficiosos como polinizadores (p. ej., moscas, avispas y abejas), depredadores (p. ej., mariquitas y crisopas) (Bian et al., 2016; Shin et al., 2020) y escombros, lo que lleva a una reducción en la efectividad y vida útil de las trampas al reducir su área pegajosa disponible y la percepción de los insectos hacia ellas, además, estas capturas no deseadas dificultan los conteos y su precisión (Sétamou et al., 2019; Rubio-Aragón et al., 2022b). Actualmente se están desarrollando alternativas modernas para analizar los especímenes atrapados en las trampas adhesivas, como software de identificación, sin embargo, esos sistemas aún no están completos y disponibles (Böckmann et al., 2021), necesitándose alternativas inmediatas.

El uso de una malla para cubrir la superficie pegajosa de las trampas es una alternativa sencilla, económica y eficiente. El principio de esta técnica es utilizar una malla a modo de tamiz para reducir las capturas no deseadas (Sétamou et al., 2019). Sin embargo, los rasgos de la malla, como el color y el tamaño de las ranuras tienen un efecto directo importante en la captura del organismo objetivo; el color cambia la percepción del insecto hacia las trampas y el tamaño filtra las capturas, reduciendo la captura de organismos de gran tamaño y escombros (Sétamou et al., 2019; Rubio-Aragón et al., 2022b).

Actualmente, no se han realizado estudios para evaluar el efecto de cubrir trampas adhesivas amarillas con mallas de diferentes colores y tamaños para capturar *B. cockerelli*. Los objetivos del presente estudio fueron evaluar el efecto de captura de doce colores de malla (blanco, negro, rojo, naranja, lila, azul claro, azul oscuro, carmesí, rosa, gris, verde claro, verde oscuro y amarillo) y tres tamaños de ranuras [pequeño (forma de rombo con 0.5 mm²), mediano (forma hexagonal con 2.6 mm²) y grande (forma de rombo con 4.5 mm²)] en la captura de *B. cockerelli*.

3.2 MATERIALES Y MÉTODOS

Descripción del estudio

Se comparó la efectividad de trampas adhesivas amarillas cubiertas con diferentes colores y tamaños de malla para la captura de *Bactericera cockerelli* en una empresa comercial de chile (*Capsicum* spp.) bajo condiciones de campo abierto durante enero-febrero de 2022 en Angostura, Sinaloa, México (25°9'15" N, 109°54'34" O). Los cultivos se encontraban en etapa de fructificación con una fuerte infestación de *B. cockerelli*. Las trampas se instalaron en el dosel de la planta con una separación de 6.4 m entre trampas. No se realizaron aplicaciones de pesticidas durante los ensayos. Cada uno de los siguientes ensayos realizados en el estudio actual se realizó bajo un diseño completamente al azar con diez repeticiones para cada tratamiento donde cada trampa adhesiva se consideró como una repetición. Solo se seleccionó un lado de las trampas para ser cubierto y se utilizaron trampas descubiertas como control. Las trampas se hicieron a partir de cartulinas amarillas (20.0 x 12.5 cm) y se sellaron con micas térmicas transparentes (PET de 3 mil). Se utilizó una lupa (10X) para contar los insectos capturados por las trampas después del período de exposición. El diseño experimental se describe en la Figura 5.

Evaluación del color

Doce colores diferentes de malla (en forma de rombo con 3 mm de largo cada diagonal) [naranja (CMYK, 0,00, 0,73, 1,00, 0,00), lila (CMYK, 0,12, 0,65, 0,00, 0,69), negro (CMYK, 0,00, 0,00, 0,00,0,97), azul claro (CMYK, 0,76, 0,14, 0,00, 0,00), verde oscuro (CMYK, 0,77, 0,00, 0,96, 0,64), rojo (CMYK, 0,00, 1,00, 1,00, 0,00), azul oscuro (CMYK, 0,62, 0,56, 0,00, 0,58), verde claro (CMYK, 0,45, 0,00, 0,45, 0,00), blanco (CMYK, 0,00, 0,00, 0,00, 0,00), carmesí (CMYK, 0,00, 0,89, 0,81, 0,42), rosa (CMYK, 0,00, 0,27, 0,10, 0,00) y amarillo (CMYK, 0,00, 0,03, 0,98, 0,00)] se utilizaron para evaluar el efecto del color de malla en la captura de *B. cockerelli* (Figura 5A). Se colocaron trampas en una parcela de chile Anaheim durante 10 días. Finalizado el período, se retiraron las trampas del cultivo y se contabilizaron los insectos.

Evaluación del tamaño

Tres tamaños diferentes de ranuras de malla [grande (forma de rombo que mide 3 mm de largo cada diagonal y 4.5 mm² de área, Figura 5A), mediana (forma hexagonal con 1 mm de largo cada uno y 2.6 mm² de área, Figura 5B) y pequeña (forma de rombo que mide 1 mm de largo cada diagonal y 0.5 mm² de área, Figura 5C)] se utilizaron para evaluar el efecto del tamaño de malla en la captura de *B. cockerelli* y la limpieza de las trampas. Las trampas se colocaron en una parcela de chile Anaheim durante 10 días. Después del período, las trampas se retiraron del cultivo, se contaron los insectos y se estimó la limpieza utilizando la escala visual del 1 al 9 descrita por Rubio-Aragón et al. (2022b) (Cuadro 4).

Ensayos de corroboración

Para corroborar el efecto de las trampas adhesivas amarillas cubiertas de malla en la captura de *B. cockerelli* y su limpieza, se utilizaron trampas adhesivas amarillas cubiertas con malla de color amarillo y ranura de tamaño mediano (forma hexagonal con 1 mm de largo cada lado) en dos ensayos adicionales. El primer ensayo se realizó en tres tipologías diferentes de chile [Caribe y Serrano (*C. annuum*), y Habanero (*C. chinense*)] para evaluar las trampas de malla en diferentes cultivos y densidades del insecto, la duración del ensayo fue de 10 días y luego del período se contaron los insectos y se estimó la limpieza utilizando la escala de calificación descrita anteriormente. El segundo ensayo se realizó en la parcela de chile Anaheim con una duración de treinta días para evaluar las trampas cubiertas de malla durante un largo período de tiempo, cada diez días se registró el número de insectos y el puntaje de limpieza, lo que originó en este ensayo tres conteos en total. Las trampas se colocaron aleatoriamente después de cada conteo.

Análisis de los datos

Los datos generados por los ensayos se sometieron a las pruebas de Kolmogorov-Smirnov y Levene para verificar los supuestos estadísticos de normalidad y homogeneidad de varianzas, respectivamente. Sin embargo, los datos no cumplieron

con estos supuestos, por lo que se realizó un análisis de varianzas no paramétrico (pruebas de medianas de Kruskal-Wallis y Dunn para separar tratamientos) con los datos de colores y tamaños de malla ($p \leq 0.05$). Para los ensayos de validación se utilizó la prueba U de Mann-Whitney para comparar trampas cubiertas con malla con trampas descubiertas. Los cálculos se realizaron con SPSS versión 26.

3.3 RESULTADOS

*Efecto del color de malla en la captura de *B. cockerelli**

El número de adultos de *B. cockerelli* capturados en las trampas adhesivas amarillas cubiertas por malla varió entre los 12 colores evaluados en comparación con el control descubierto (trampas sin malla) ($p \leq 0.001$) 10 días después de la instalación de las trampas (Cuadro 5). El amarillo fue el único color de malla estadísticamente similar a las trampas descubiertas con un promedio de 72.1 y 74.6 adultos capturados por trampa, respectivamente, la captura de los colores restantes osciló entre 24.38 y 46.88 insectos (Cuadro 5). El color amarillo fue seleccionado para evaluaciones posteriores.

*Efecto del tamaño de la ranura de malla sobre la captura de *B. cockerelli* y la limpieza de las trampas*

El número de adultos de *B. cockerelli* capturados ($p < 0.001$) y la puntuación de limpieza de las trampas ($p < 0.001$) en las trampas adhesivas cubiertas variaron entre los tres tamaños de malla evaluados en comparación con las trampas adhesivas sin malla 10 días después de la instalación de las trampas (Cuadro 6). La malla con ranura pequeña fue el único tamaño de malla que difirió significativamente en el número de insectos capturados en comparación con las trampas control con 35.05 y 69.90, respectivamente, la malla mediana tuvo 60.86 y la malla grande 64.05 insectos capturados (Cuadro 6). En cuanto a la limpieza, los tres tamaños difirieron significativamente de las trampas sin malla, la malla pequeña tuvo el puntaje estadístico más bajo según la escala visual seguida de los tamaños mediano y grande con 2.64, 3.76 y 4.43, respectivamente (Cuadro 6). Las trampas descubiertas

promediaron un puntaje de 7.48. El tamaño mediano fue seleccionado para evaluaciones posteriores.

*Efecto del uso de la malla amarilla con ranuras medianas sobre la captura de *B. cockerelli* y la limpieza de las trampas*

Para validar el efecto del color y tamaño de malla seleccionado en los ensayos anteriores sobre la captura de *B. cockerelli* y la limpieza de las trampas, se realizaron seis evaluaciones comparando las trampas adhesivas amarillas cubiertas con malla amarilla y ranuras medianas con las trampas sin malla en dos diferentes ensayos.

Las primeras tres evaluaciones se realizaron en diferentes cultivos de Chile (Caribe, Habanero y Serrano) 10 días después de la instalación de las trampas. No hubo diferencia estadística en el número de *B. cockerelli* capturados entre trampas con malla y sin malla en cualquiera de las tres tipologías de Chile ($p \geq 0.05$) (Figura 6). Por otro lado, el puntaje de limpieza de las trampas exhibió una diferencia significativa en los tres cultivos ($p \leq 0.05$) (Figura 6).

Las últimas tres evaluaciones se realizaron con intervalos de 10 días después de la instalación de las trampas. El número de *B. cockerelli* capturados comenzó a diferir significativamente entre trampas cubiertas y descubiertas después de la segunda evaluación ($p \leq 0.05$) (Cuadro 7). En contraste, el puntaje de limpieza de las trampas fue estáticamente diferente entre trampas desde el primer conteo ($p \leq 0.05$) (Cuadro 7).

3.4 DISCUSIÓN

Los protocolos de captura que utilizan trampas adhesivas amarillas son el sistema de monitoreo más común y de mayor adopción utilizado por agricultores e instituciones para detectar *Bactericera cockerelli* dentro de cultivos y regiones (Walker et al., 2014, 2015; Hodge et al., 2019; Djaman et al., 2019), por lo tanto, cualquier efecto secundario de estos es una preocupación importante. La falta de especificidad exhibida por las trampas adhesivas que permite la recolección de escombros y la captura de organismos no objetivo reduce la esperanza de vida útil y la percepción

del organismo objetivo, además dificulta los conteos; cubrir las trampas adhesivas con una malla mejora significativamente la especificidad de las trampas hacia el organismo objetivo (Sétamou et al., 2019; Rubio-Aragón et al., 2022b). Sin embargo, las características físicas de la malla como el color y el tamaño de las ranuras influyen directamente en este parámetro y hasta el momento no existen estudios previos diseñados para evaluar estos rasgos en la captura de *B. cockerelli*.

De los 12 colores diferentes de malla evaluados, solo la malla de color amarillo tuvo un número estadístico similar de insectos capturados que las trampas sin malla utilizadas como control (Cuadro 5). Cuando una malla cubre una trampa adhesiva cambia la percepción de los insectos hacia ella, por lo tanto, usar un color similar de malla al de la trampa reduce este cambio al mínimo. *Bactericera cockerelli* es un insecto con una fuerte reacción visual y se ha demostrado que exhibe una respuesta importante a los contrastes entre colores (Taylor et al., 2014). Un resultado similar es reportado por Sétamou et al. (2019) y Rubio-Aragón et al. (2022b), quienes informaron que un color de malla diferente al de la trampa disminuye significativamente la cantidad de insectos capturados por las trampas adhesivas cubiertas con malla. Por lo tanto, es altamente recomendable utilizar el mismo color de malla que las trampas para reducir al mínimo el cambio en la percepción de los insectos hacia las trampas cubiertas con malla.

En cuanto al tamaño de las ranuras de las mallas, de las tres evaluadas, las mallas con ranuras medianas y grandes capturaron insectos similares a las trampas descubiertas (Cuadro 6). La función principal de la malla es actuar como un filtro para organismos y escombros de mayor tamaño. La malla pequeña tenía ranuras en forma de rombo de 1 mm de largo y un área total de 0.5 mm²; mientras que, las mallas medianas y grandes tuvieron forma de hexágono de 1 mm de largo en cada lado y un área total de 2.6 mm², y forma de rombo de 3 mm de largo en cada diagonal y un área total de 4.5 mm², respectivamente. *Bactericera cockerelli* es un insecto de cuerpo blando con 1.5-2.0 mm de largo y 0.5 mm de ancho (Liu y Trumble, 2007; Vargas-Madríz et al., 2013) y aunque no es necesario que todo el cuerpo quede adherido en las trampas (Sétamou et al., 2019), el área de las ranuras

pequeñas es aproximadamente la mitad del insecto. Por lo tanto, la efectividad del tamaño de la malla está relacionada con el tamaño del cuerpo del insecto; por ejemplo, para *B. tabaci* no hubo diferencias significativas entre estos tres tamaños de ranuras de las mallas porque su tamaño es aproximadamente la mitad que el de *B. cockerelli* (Rubio-Aragón et al., 2022b). Este mismo principio de que cuanto más grandes sean las ranuras de la malla, más grandes serán los organismos y escombros que atraparán explica por qué la limpieza de las trampas disminuye significativamente en las mallas medianas y grandes en comparación con la malla pequeña y también por qué las tres mallas difieren estadísticamente de las trampas descubiertas (Cuadro 6). Sin embargo, el tipo y número de organismos y desechos involucrados en el sitio de colocación de las trampas es un factor fundamental que afecta la limpieza de las trampas. En el estudio realizado por Rubio-Aragón et al. (2022b), las mallas pequeñas y medianas no difirieron significativamente entre sí como lo hicieron en nuestro estudio, por lo que recomendamos utilizar la malla de menor tamaño que no difirió estadísticamente de las trampas descubiertas en el número de insectos objetivo capturado.

La efectividad de las trampas adhesivas amarillas cubiertas con malla amarilla y ranuras medianas mostró consistencia independientemente del cultivo hospedero, la densidad poblacional de insectos, los organismos no objetivo y los escombros involucrados en las tres parcelas de Chile utilizadas para corroborar la efectividad de estas características de malla previamente seleccionadas, el número de *B. cockerelli* no difirió significativamente entre las trampas con malla y sin malla en ninguna de las parcelas, pero sí en cada cultivo en el puntaje de limpieza de las trampas, exhibiendo un puntaje estadístico inferior en las trampas con malla (Figura 6). Estos resultados concuerdan con Sétamou et al. (2019) y Rubio-Aragón et al. (2022b), quienes describieron una independencia de la efectividad de las trampas de malla con factores como el cultivo huésped, la densidad de la plaga objetivo, los organismos no deseados y la abundancia de escombros y la temporada de cultivo.

Por otro lado, en la prueba de larga duración con tres conteos consecutivos de diez días cada uno, las trampas con malla mostraron diferencias significativas en el

número de *B. cockerelli* capturados en la segunda evaluación y en el puntaje de limpieza desde el primer conteo en comparación con las trampas sin malla (Cuadro 7). Cubrir las trampas adhesivas con una malla crea un efecto tamiz que reduce las capturas no deseadas (Sétamou et al., 2019) y este efecto contribuye a mantener una superficie pegajosa de captura efectiva y una percepción de los adultos de *B. cockerelli* clara hacia las trampas. Un resultado similar fue mostrado por Rubio-Aragón et al. (2022b) a *B. tabaci* donde la reducción significativa de capturas no deseadas ayudó a mantener un área pegajosa más efectiva en la trampa y la atracción de los insectos hacia las trampas con malla en comparación con las trampas sin malla.

La mejora significativa en la especificidad de las trampas cubiertas con malla aporta múltiples beneficios importantes a los protocolos de monitoreo para *B. cockerelli* que utilizan trampas adhesivas. Por ejemplo, estas trampas cubiertas pueden permanecer en el campo por más tiempo reduciendo el número de trampas necesarias y los residuos plásticos, y son más fáciles de limpiar y reutilizar (Dreistadt et al., 1998), además, mejora la manipulación al no tocar directamente el superficie pegajosa lo que origina que no haya necesidad de cubrirla con una bolsa de plástico para el proceso de instalación/remoción en el campo, aumenta la precisión en la detección y el conteo de los insectos y reduce el tiempo de evaluación, también ayuda a una remoción más fácil de un espécimen deseado para una posterior identificación y conservación de los organismos no objetivo, incluidos los enemigos naturales. Todos estos beneficios pueden aumentar la adopción y rentabilidad de estos sistemas de monitoreo. Además, existe un interés creciente en el uso de trampas adhesivas como estrategia de control para la captura masiva de insectos, especialmente vectores de fitopatógenos y/o insectos resistentes a insecticidas como trips y moscas blancas (Lu et al., 2012; Mao et al., 2018; van Tol et al., 2021). Dado que *B. cockerelli* es un vector y se han informado incidencias de resistencia (Vega-Gutiérrez et al., 2008; Szczepaniec et al., 2019), las trampas adhesivas amarillas podrían ser una posible estrategia de control para este insecto y los beneficios adicionales que brinda el cubrirlas con una malla mejoraría la tasa de éxito de esta alternativa. Además, las trampas adhesivas amarillas se pueden realizar en

combinación con el uso de enemigos naturales (Gu et al., 2008), sin embargo, en ocasiones estos métodos no son compatibles ya que estos organismos son atraídos por las trampas y quedan atrapados sin querer; el uso de trampas de malla mejora la compatibilidad de las trampas amarillas con crisopas y mariquitas (Sétamou et al., 2019; Rubio-Aragón et al., 2022b), depredadores de *B. cockerelli* (MacDonald et al., 2015; Sarkar et al., 2023). Sin embargo, se debe realizar un trabajo detallado sobre el uso de trampas adhesivas amarillas como estrategia de control hacia *B. cockerelli* antes de recomendarlo como un método eficiente.

En resumen, la adición de una malla amarilla (ranura en forma de hexágono de 1 mm de largo cada tamaño y 2.6 mm² de área) a la superficie pegajosa de las trampas adhesivas amarillas mitiga efectos no deseados como la falta de especificación para la captura de escombros y los organismos no objetivo, manteniendo su eficacia para capturar *B. cockerelli* al corto plazo e incrementándola a largo plazo. Las trampas cubiertas con malla propuestas en este estudio pueden aportar una mejora sustancial a los diversos programas de monitoreo diseñados para detectar constantemente la distribución de *B. cockerelli* en campos agrícolas y regiones de todo el mundo.

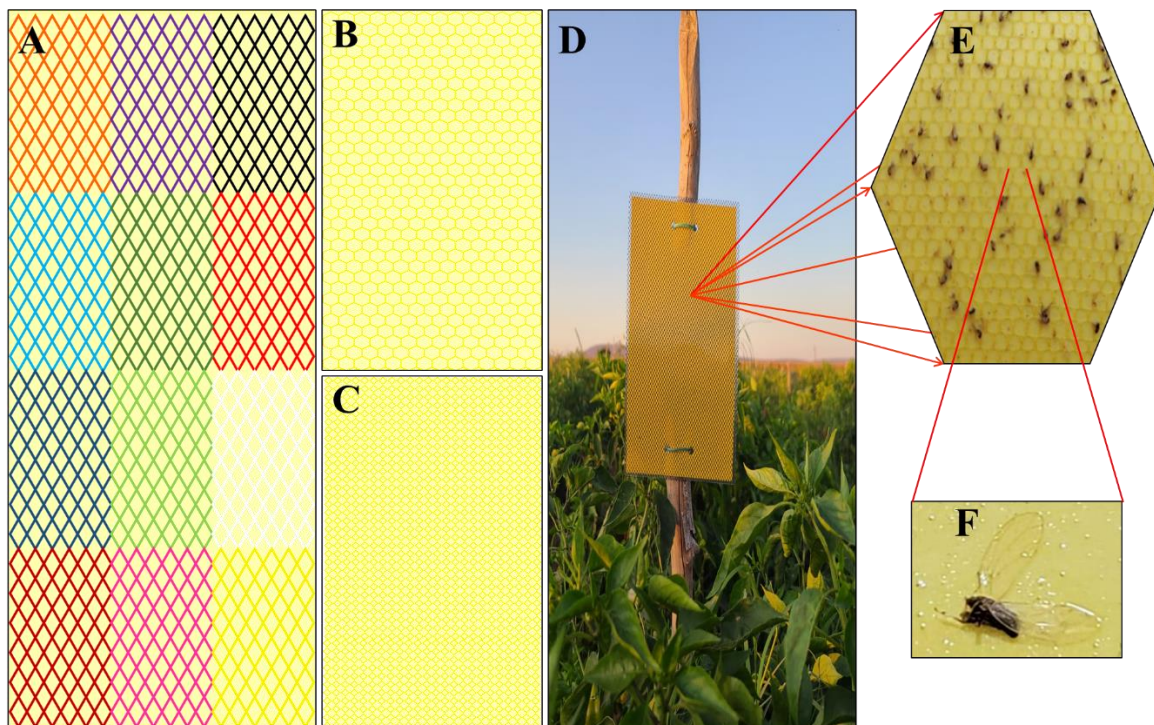


Figura 5. Diagrama de los ensayos de campo realizados con las trampas adhesivas amarillas cubiertas con malla. A = Ranura en forma de rombo de doce colores diferentes con 3 mm de largo cada diagonal B = Ranura amarilla con forma hexagonal de 1 mm de largo en cada lado. C= Ranura amarilla en forma de rombo con 1 mm de largo cada diagonal. D = Colocación de trampas en los campos comerciales. E = Trampa cubierta después del período de exposición. F = Conteo de *Bactericera cockerelli*.

Cuadro 4. Escala visual reportada por Rubio-Aragón et al. (2022b) para evaluar la limpieza de las trampas adhesivas.

Puntaje	Descripción
1	Trampas adhesivas con 0 a 20% de su área total cubierta por organismos o escombros.
3	Trampas adhesivas con 20 a 40% de su área total cubierta por organismos o escombros.
5	Trampas adhesivas con 40 a 60% de su área total cubierta por organismos o escombros.
7	Trampas adhesivas con 60 a 80% de su área total cubierta por organismos o escombros.
9	Trampas adhesivas con 80 a 100% de su área total cubierta por organismos o escombros.

Cuadro 5. Efecto de las trampas adhesivas amarillas cubiertas con mallas de 12 colores más trampas descubiertas para la captura de *Bactericera cockerelli* (promedio + DE).

Color de malla	Insectos capturados
Blanco	24.38 ± 9.44 b
Rosa	24.67 ± 11.88 b
Azul claro	24.86 ± 12.69 b
Lila	25.40 ± 13.48 b
Azul oscuro	31.43 ± 9.66 b
Naranja	33.00 ± 13.10 b
Carmesí	34.89 ± 9.28 b
Verde claro	35.14 ± 20.11 b
Rojo	36.00 ± 14.81 b
Verde oscuro	39.43 ± 11.72 b
Negro	46.88 ± 7.66 b
Amarillo	72.71 ± 11.48 a
Descubierta	74.57 ± 22.13 a

Medias en la columna con diferente letra indican diferencia significativa de acuerdo con la prueba de medianas de Dunn ($p < 0.001$).

Cuadro 6. Efecto de las trampas adhesivas amarillas cubiertas con mallas con ranuras de tres tamaños diferentes más trampas descubiertas para la captura de *Bactericera cockerelli* (promedio +DE) y limpieza de las trampas (escala 1-9) (promedio +DE).

Tamaño de malla	Insectos capturados	Limpieza de las trampas
Pequeño	35.05 ± 6.72 b	2.64 ± 1.59 c
Mediano	60.86 ± 14.62 a	3.76 ± 0.95 b
Grande	64.05 ± 11.06 a	4.43 ± 1.43 b
Descubierta	69.90 ± 16.72 a	7.48 ± 1.08 a

Medias en las columnas con diferente letra indican diferencia significativa de acuerdo con la prueba de medianas de Dunn ($p < 0.001$).

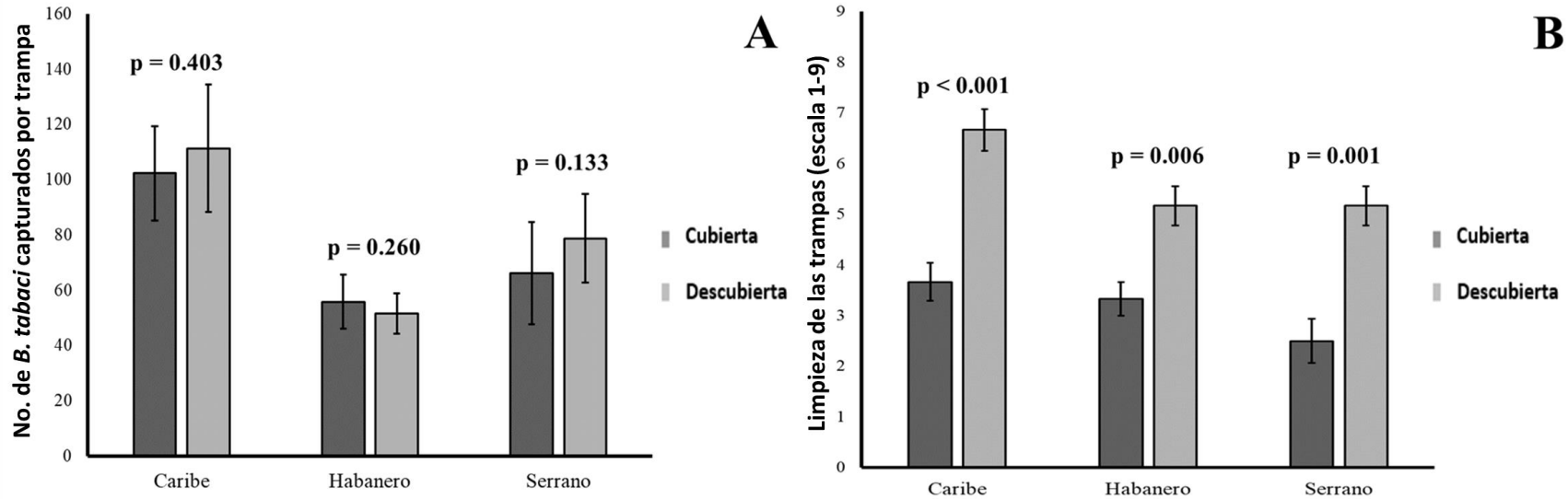


Figura 6. Respuesta de las trampas adhesivas amarillas cubiertas con malla amarilla y ranuras medianas y trampas descubiertas en la captura de *Bactericera cockerelli* (promedio +DE) y limpieza de las trampas (escala 1-9) (promedio +DE) en tres cultivos de Chile. Tratamientos con valor de $p < 0.05$ fueron estadísticamente diferentes de acuerdo con la prueba de U de Mann-Whitney

Cuadro 7. Respuesta de las trampas adhesivas amarillas cubiertas con malla amarilla y ranuras medianas y trampas descubiertas en la captura de *Bactericera cockerelli* (promedio +DE) y limpieza de las trampas (escala 1-9) (promedio +DE) por 30 días.

	10 días		p	20 días		p	30 días		p
	Cubiertas	Descubiertas		Cubiertas	Descubiertas		Cubiertas	Descubiertas	
<i>B. cockerelli</i>	68.2 ± 6.4	71.7 ± 7.5	0.603	118.8 ± 16.7	96.0 ± 11.1	0.040	166.3 ± 16.2	128.6 ± 15.0	< 0.001
Limpieza	2.0 ± 1.0	3.3 ± 1.2	0.038	3.5 ± 0.9	5.3 ± 1.2	0.002	4.7 ± 1.4	8.2 ± 1.0	< 0.001

Tratamientos con valor de $p < 0.05$ fueron estadísticamente diferentes de acuerdo con la prueba de U de Mann-Whitney

CAPITULO 4. EFICIENCIA DE TRAMPAS ADHESIVAS CON DIFERENTE FORMA, COLOR DE MARCO Y UBICACIÓN PARA EL MONITOREO DE ADULTOS DE *Bemisia tabaci* (GENNADIUS) EN EL CULTIVO DE CHILE ANAHEIM (*Capsicum annuum* L.)

4.1 INTRODUCCIÓN

El chile (*Capsicum annuum* L.) es uno de los cultivos más importantes a nivel mundial (FAO, 2023). El morfotipo Anaheim es una de las tipologías de chile más importantes y actualmente se cultiva en muchos países, especialmente en las regiones tropicales y subtropicales (Hashem et al., 1991; Walker y Funk, 2014; Al-Aloosi et al., 2020). La producción de chile en estas regiones está limitada por varios factores, destacando la amplia diversidad de insectos fitófagos (Weintraub, 2007). Entre estos insectos plaga, la mosca blanca *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Hemiptera: Aleyrodidae) destaca como una de las principales limitantes del rendimiento debido a su capacidad de transmitir virus a las plantas y su severidad está relacionada con el tamaño de su población (Hernández-Espinal et al., 2018; Retes-Manjarrez et al., 2018; Ghosh y Ghanim, 2021).

La implementación de medidas apropiadas para el manejo de plagas requiere una identificación y monitoreo confiable del insecto plaga en cuestión, especialmente de los vectores de virus fitopatógenos como *B. tabaci*, ya que es esencial para la toma de decisiones en un programa de Manejo Integrado de Plagas (MIP). La estimación de las densidades de *B. tabaci* utilizando recuentos de adultos sobre otras biológicas es muy recomendable y ampliamente adoptada debido a su mayor facilidad de realización y rentabilidad (Ohnesorge y Rapp 1986). Los estudios comparativos de múltiples métodos de muestreo señalan al uso de trampas adhesivas amarillas como una de las estrategias más sensibles para estimar el tamaño, el establecimiento y la distribución de la población de *B. tabaci* dentro de los cultivos, en comparación con otras técnicas como el muestreo como la succión con una bomba de vacío y los sistemas de imágenes (Horowitz, 1986; Qiao et al., 2008).

Las trampas adhesivas consisten en una superficie de plastificada cubierta con una sustancia viscosa que se utiliza como adhesivo, como aceite o un pegamento especializado (Singh y Sood, 2020). La efectividad de las trampas adhesivas para capturar insectos está muy influenciada por diferentes factores como el diseño de las trampas y su ubicación dentro de los cultivos. Para el diseño, se ha demostrado que factores como la forma y el color de marco modifican la efectividad de las trampas de diferentes insectos (Moreno y Gregory, 1984, Döring et al., 2004, Mainali y Lim, 2010, Nair et al., 2021) y para la ubicación dentro de los cultivos, se ha informado que factores como la orientación de la trampa, la distancia lateral desde el centro de la cama hacia el espacio entre camas y la altura de la trampa, del tipo de cultivo y sus etapas vegetativas son aspectos fundamentales a considerar (Atakan y Canhilal, 2004, Mao et al., 2018, Pobozniak et al., 2020, Shin et al., 2020). Sin embargo, existe un número muy limitado de estudios diseñados para evaluar la efectividad de las trampas adhesivas amarillas con diferentes formas y colores de marco, y la ubicación para monitorear las poblaciones de *B. tabaci* en cultivos de campo abierto como el chile Anaheim. Por lo tanto, los objetivos de este estudio fueron evaluar la eficiencia de trampas adhesivas amarillas con diferentes formas y colores de marco, y factores de ubicación, como orientación, distancia lateral desde el centro de la cama al espacio entre camas y altura para monitorear adultos de *B. tabaci* dentro del cultivo de chile Anaheim en condiciones de campo abierto.

4.2 MATERIALES Y MÉTODOS

Establecimiento del estudio

El presente estudio se realizó en campos comerciales de chile Anaheim (*Capsicum annuum* L.) en Angostura, Sinaloa, México (25°9'15"N, 109°54'34"W). Se utilizaron estacas de madera y cuerdas de nailon para mantener las plantas erectas. El diseño de camas fue el siguiente: ancho de camas 0.6 m, distancia entre camas (centro a centro) 1.6 m y distancia entre plantas 0.3 m. El estudio se dividió en dos partes y cada parte se llevó a cabo dos veces. El área total de cada parte fue de aproximadamente 3,275 m² y 2,460 m², respectivamente. No se utilizaron pesticidas durante el estudio.

Primera parte del estudio: forma y color de marco de las trampas adhesivas

Esta fase del estudio se llevó a cabo durante abril-mayo de 2021 en etapa de fructificación del cultivo con el objetivo de evaluar la eficiencia de diferentes formas de trampas y colores de marco para capturar *B. tabaci*. Las trampas adhesivas utilizadas fueron hechas a partir de cartulinas, selladas con una película laminada transparente [tereftalato de polietileno (PET)] [3 mil (0.076 mm)] y cubiertas con adhesivo entomológico (Imex-Adhesive). Solo se pegó un lado de las trampas. Para el ensayo de formas, la cartulina se cortó en seis formas geométricas de 250 cm²: triángulo (22.0 cm de base y 22.6 cm de alto), elipse (12.0 y 6.6 cm de eje), rectángulo (20.0 cm de largo y 12.5 cm de ancho), rombo (diagonales de 22.3 cm y 22.3 cm), círculo (radio de 8.9 cm) y cuadrado (15.8 cm por lado) (Figura 7A). Debido a su uso común y disponibilidad comercial, la forma rectangular se consideró como tratamiento control. Con respecto al ensayo de marcos, se colocaron rectángulos amarillos [250 cm² (20.0 cm de largo y 12.5 cm de ancho)] en el centro de rectángulos amarillos, rojos, blancos, negros, verdes, morados y azules [500 cm² (27.9 cm de largo y 17.9 cm de ancho)], las trampas resultantes se sellaron y el adhesivo se aplicó solo al rectángulo amarillo pequeño (Figura 7B). Debido a que el color del marco y la trampa eran similares, se consideró el marco amarillo como tratamiento control. Para ambos ensayos, el borde inferior de las trampas se colocó al nivel del dosel de la planta.

Segunda parte del estudio: orientación, distancia lateral desde el centro de la cama hacia el espacio entre camas y altura de las trampas adhesivas

Esta parte se realizó durante octubre-marzo de 2021-2022 con el objetivo de evaluar la eficiencia de diferentes orientaciones, distancias laterales desde el centro de las camas hacia el espacio entre camas y la altura de las trampas durante el desarrollo fenológico del cultivo. Se utilizaron trampas rectangulares de color amarillo [250 cm² (20.0 cm de largo y 12.5 cm de ancho)] en los siguientes ensayos. Para evaluar el efecto de la orientación, las trampas se ubicaron mirando el norte, sur, este y oeste. Para la distancia lateral entre camas, las trampas adhesivas se instalaron desde el centro de la cama hasta el centro del espacio entre camas a intervalos de 20 cm,

realizando un total de cinco tratamientos de 0, 20, 40, 60 y 80 cm desde el centro de la cama (Figura 8). Se realizaron en total dos ensayos de distancia lateral. Los ensayos de orientación de la trampa y el primero de distancia lateral se realizaron durante la primera semana después del trasplante de las plántulas de chile, y el segundo ensayo de distancia lateral se realizó cuando el cultivo alcanzó la floración. Para los tres ensayos anteriores, el borde inferior de las trampas se colocó al nivel del dosel de la planta. En cuanto a la altura, el borde inferior de las trampas se colocó a 0, 20, 40, 60 y 80 cm por encima del borde superior de la cama y se realizaron un total de siete evaluaciones desde la primera semana después del trasplante con intervalos de quince días desde la primera y hasta la sexta evaluación, y la última evaluación se realizó un mes después de la sexta como evaluación de validación. Para las primeras cuatro evaluaciones (etapa vegetativa) las trampas se colocaron a 40 cm desde el centro de la cama hacia el espacio entre camas y para las trampas restantes (floración y fructificación) la distancia se modificó a 60 cm del centro de la cama. Cuando fue necesario, las ramas de las plantas se manipularon cuidadosamente utilizando cuerdas de nailon para evitar obstrucciones entre las trampas y los insectos.

Diseño experimental y análisis de datos

Cada uno de los ensayos realizados en ambas partes del estudio se estableció bajo un diseño completamente al azar con diez repeticiones por tratamiento con una separación entre trampas de 6.4 m. Cada trampa se consideró como una réplica y las trampas se dejaron en el campo durante tres días. Transcurrido el período, se retiraron las trampas para contabilizar los insectos con un microscopio estereoscópico.

Los datos generados a partir de ambas réplicas de cada ensayo se combinaron ya que no hubo diferencia estadística entre el número de insectos capturados en todas las evaluaciones involucradas ($p > 0.05$). Los datos no cumplieron con los supuestos estadísticos de normalidad y homogeneidad de varianzas según las pruebas de Kolmogorov-Smirnov y Levene, respectivamente, por lo que se utilizó un análisis de varianza no paramétrico con las pruebas de medianas

de Kruskal-Wallis y Dunn para determinar la significancia entre tratamientos. ($p \leq 0.05$). Todos los análisis se realizaron con el software estadístico SPSS versión 26.

4.3 RESULTADOS

Primera parte del estudio: forma y color de marco de las trampas adhesivas

Hubo un efecto significativo de la forma de la trampa en la captura de *B. tabaci* ($H=43.507$; $gl = 5$; $p \leq 0.001$). Entre las seis formas evaluadas, triángulo, rectángulo y elipse tuvieron el mayor número estadístico de *B. tabaci* con una captura promedio de 59.5 ± 4.3 , 56.8 ± 3.5 y 55.7 ± 3.7 adultos capturados por trampa, las formas restantes tuvieron 40.9 ± 1.8 a 35.2 ± 2.2 (Figura 9A). Como ninguna forma tuvo un número significativamente mayor de insectos capturados que el control, se eligió la forma rectangular para ensayos posteriores.

En el color de marco de la trampa, también hubo una diferencia significativa en el número de adultos de *B. tabaci* entre tratamientos ($H=73.745$; $gl = 6$; $p \leq 0.001$). El amarillo y el negro fueron los colores más efectivos en la captura de insectos, seguidos del verde y el rojo con una captura promedio en trampas de 34.5 ± 3.1 , 29.8 ± 2.8 , 19.3 ± 2.2 y 19.0 ± 1.9 insectos, respectivamente, los colores restantes tuvieron 11.9 ± 1.4 a 8.1 ± 1.0 (Figura 9B). Como ningún color de marco tuvo una cantidad significativamente mayor de insectos capturados que el control amarillo, no se agregó ningún marco de color y se usó un diseño simple monocromático de rectángulo amarillo para ensayos posteriores.

Segunda parte del estudio: orientación, distancia lateral desde el centro de la cama hacia el espacio entre camas y altura de las trampas adhesivas

No se encontró diferencia significativa en el número de insectos capturados en las trampas adhesivas colocadas en los diferentes puntos cardinales (norte, sur, este y oeste); el rango de adultos promedio capturados por trampa fue de 12.9 ± 1.0 a 18.4 ± 2.74 ($H=2.783$; $gl = 3$; $p \leq 0.426$).

En los ensayos de distancia lateral de las camas, hubo una diferencia significativa entre los tratamientos en ambos ensayos. En el primer ensayo ($H= 13.954$; $gl = 4$; $p = 0.007$), entre las cinco distancias evaluadas, las trampas colocadas a 0, 20 y 40 cm desde el centro de la cama hacia el espacio entre camas tuvieron el mayor número estadístico de insectos capturados con una captura promedio de 8.7 ± 1.3 , 12.0 ± 1.2 y 7.8 ± 0.5 insectos por trampa, los tratamientos restantes tuvieron 6.0 ± 1.2 y 3.9 ± 0.7 (Figura 10A). En el segundo ensayo ($H= 12.775$; $gl = 4$; $p = 0.012$), las distancias con mayor captura significativa fueron 0, 20, 40 y 60 cm con 22.9 ± 2.1 , 26.0 ± 3.6 , 27.4 ± 2.0 y 22.9 ± 1.8 , respectivamente, el tratamiento restante solo contó con 17.0 ± 1.4 adultos (Figura 10B).

Para la altura de la trampa, se mostró diferencia significativa entre tratamientos en las siete evaluaciones realizadas. En la primera ($H= 28.839$; $gl = 4$; $p \leq 0.001$), segunda ($H= 30.539$; $gl = 4$; $p \leq 0.001$), tercera ($H= 32.801$; $gl = 4$; $p \leq 0.001$), y cuarta ($H= 28.266$; $gl = 4$; $p \leq 0.001$) evaluación, la distancia con mayor captura estadística fue la de 0 cm con una captura promedio por trampa de 20.0 ± 3.3 , 29.4 ± 2.7 , 18.0 ± 1.5 y 25.6 ± 2.4 adultos seguida de la de 20 cm con 11.9 ± 1.5 , 18.0 ± 1.5 , 12.1 ± 1.1 y 13.6 ± 1.6 , los tratamientos restantes promediaron 4.5 ± 0.4 , 7.2 ± 0.6 , 2.2 ± 0.5 y 4.0 ± 0.9 insectos, respectivamente para cada evaluación ($p \leq 0.001$). En la quinta evaluación ($H= 30.821$; $gl = 4$; $p \leq 0.001$), los tratamientos de 0 y 20 cm tuvieron el mayor número estadístico de insectos con una captura promedio por trampa de 30.6 y 23.8 insectos, los tratamientos restantes promediaron 7.8. En la sexta ($H= 31.943$; $gl = 4$; $p \leq 0.001$) y séptima ($H= 29.011$; $gl = 4$; $p \leq 0.001$) evaluaciones también los tratamientos de 0 y 20 cm tuvieron el mayor número significativo de insectos con una captura promedio por trampa de 20.6 y 16.9, y 32.6 y 28.9 adultos, seguido de los tratamientos 40 y 60 cm con 8.9 y 6.3, y 23.4 y 18.5, el tratamiento restante tuvo 2.8 y 14.8, respectivamente para cada evaluación (Cuadro 8).

4.4 DISCUSIÓN

Las trampas adhesivas monocromáticas blancas, azules y amarillas con forma rectangular son las trampas más comunes comercialmente disponibles para que los

productores de todo el mundo monitoreen insectos plagas en sus cultivos (Koppert, 2023; BioBee, 2023) y para *B. tabaci* el amarillo es altamente recomendado sobre otros colores (Simmons, 2003; Shah et al., 2020, Rubio-Aragón et al., 2022b). Sin embargo, un estudio reciente demostró que las trampas adhesivas amarillas con formas de triángulo, diamante y círculo son eficientes para capturar *B. tabaci* en jaulas acrílicas en condiciones controladas (Kim et al., 2011). Con base en esta información, se sugiere que este tipo de estudios deben realizarse por sistemas de producción, cultivos, ecosistemas e incluso por especie, porque es bien sabido que el comportamiento de los insectos puede variar entre o dentro de una misma especie.

Nuestros resultados indican que *B. tabaci* mostró una preferencia significativa por las formas triangulares, rectangulares y elipsoides sobre las formas circulares, romboidales y cuadradas (Figura 9A). Se es conocido que los insectos podrían relacionar las formas de las trampas con diferentes partes de las plantas (Moreno et al., 1984; Vernon y Gillespie, 1995), y en este caso particular bajo nuestras condiciones los insectos podrían relacionar las formas de las trampas en forma de triángulo, rectángulo y elipse con hojas de las plantas y no con otras partes de las plantas. Dado que *B. tabaci* solo se alimenta y oviposita en las hojas de las plantas, este insecto podría desarrollar una preferencia por estas formas sobre las circulares, rombos y cuadradas, las cuales probablemente sean percibidas como estructuras reproductivas (Mainali y Lim, 2010). Nuestros resultados no coincidieron con los obtenidos por Kim et al. (2011) quienes no encontraron diferencia estadística entre las trampas con forma de triángulo con aquellas con forma de diamante y círculo en jaulas acrílicas bajo condiciones controladas, y este contraste entre los resultados de ambos estudios puede estar relacionado con las diferentes condiciones ambientales, metodología, cultivo y poblaciones de insectos que estos tuvieron involucrados en los estudios durante su ejecución.

Respecto a las trampas adhesivas con diferente color de marco, los marcos amarillo y negro no mostraron diferencias significativas entre ellos, pero sí con los demás colores en el número de moscas blancas capturadas (Figura 9B). Este resultado concuerda con Kim et al. (2011), quienes encontraron que el color negro

fue el tratamiento con más *B. tabaci* capturado y las trampas adhesivas con marcos azules, blancos y verdes fueron las menos preferidas por los adultos de mosca blanca. Diferentes estudios han demostrado que la adición de un marco de color cambia la percepción de los insectos hacia las trampas (Vernon y Gillespie, 1995). La combinación de un marco del mismo color que la trampa no proporciona un contraste de color, sino que solo aumenta el área total de las trampas, lo que podría permitir que los insectos las perciban desde una distancia mayor y se ha informado que el tamaño de las trampas adhesivas amarillas influye significativamente en el número de *B. tabaci* capturados, presentándose el mayor número en las trampas más grandes (Hou et al., 2006). Por otro lado, la adición de un marco oscuro como el negro origina un alto contraste con el área restante de la trampa y puede ayudar a los insectos a percibir la reflectancia con mínima intercepción de otras fuentes de reflectancia (Döring et al., 2004; Mainali y Lim, 2010).

En la segunda parte del estudio, la eficiencia para capturar *B. tabaci* con trampas adhesivas amarillas no se vio influenciada por su orientación en cualquiera de los cuatro puntos cardinales principales (norte, sur, este y oeste). Este resultado concuerda con Hou et al. (2006) y Saleh et al. (2010) quienes no encontraron diferencias en la preferencia de *B. tabaci* respecto a la orientación de las trampas. Una explicación plausible podría ser que los nuevos adultos se dispersan en todas direcciones desde su lugar de aparición (van Lenteren y Noldus, 1990).

Hasta donde sabemos, ningún estudio ha considerado la distancia lateral de las trampas en el espacio entre camas como un factor de instalación relevante para mejorar la efectividad de las trampas adhesivas en condiciones de campo abierto. Por lo general, los productores instalan trampas adhesivas en el centro de la cama/hilera/surco omitiendo este factor. De acuerdo con nuestros resultados, las instalaciones a 0, 20 y 40 cm (distancia desde el centro de la cama al espacio entre cama) capturaron un número significativamente mayor de *B. tabaci* en comparación con las ubicaciones de 60 y 80 cm durante la etapa vegetativa en el inicio del cultivo, mientras que durante la etapa reproductiva de floración todas las distancias (0, 20, 40 y 60 cm) mostraron un número significativamente mayor de insectos capturados

en comparación con la distancia de 80 cm (Figura 10). Estos resultados concuerdan con Shin et al. (2020) quienes informaron en un invernadero de fresas con camas elevadas que la zona de captura de diferentes insectos fitófagos se puede extender horizontalmente sobre el área foliar de la planta y la cama del cultivo. El aumento de la zona de captura significativa de 0 a 40 cm desde el centro de la hilera hasta el espacio entre hileras al comienzo del cultivo a 60 cm de distancia en la fase reproductiva (Figura 10) podría explicarse por el aumento en el área foliar total de las plantas de chile. Para el chile Anaheim, el estudio actual es el primero en considerar este factor de instalación (Figura 11).

La altura es otro factor importante que afecta la eficacia de las trampas adhesivas para capturar *B. tabaci*. En las primeras cuatro evaluaciones durante la fase vegetativa del cultivo (1 a 9 semanas después del trasplante de la plántula), el mejor lugar para instalar la trampa fue a 0 cm de altura desde la parte superior de la cama, y para la quinta a séptima evaluación realizadas durante la fase reproductiva (Cuadro 8). En la fase del cultivo (11-17 semanas después del trasplante de la plántula) la altura óptima aumentó hasta 20 cm de altura (Cuadro 8). Estos resultados concuerdan con Atakan y Canhilal (2004) quienes determinan que las etapas de desarrollo del cultivo influyen en la efectividad de las trampas adhesivas amarillas para capturar *B. tabaci*. Una explicación plausible de por qué el mayor número estadístico de adultos de *B. tabaci* se captura en las alturas más bajas podría deberse a que los adultos en las hojas inferiores se sienten más atraídos por las trampas más cercanas a sus lugares de emergencia y los nuevos adultos de las zonas superiores también pueden hacerlo al estar expuestos a las trampas instaladas en alturas más bajas debido al colgar de las ramas (van Lenteren y Noldus, 1990). Esto también podría explicar por qué la altura significativa para capturar un mayor número de adultos de *B. tabaci* aumentó de 0 a 20 cm de altura en la fase reproductiva del cultivo donde las plantas tuvieron su altura máxima.

En resumen, las trampas adhesivas amarillas con forma triangular, rectangular y elipsoide con o sin color de marco negro son diseños eficientes para capturar adultos de *B. tabaci*. Las trampas instaladas hasta 40 cm de distancia desde el

centro de la cama hacia el espacio entre camas y 0 cm de altura desde la parte superior de la cama, independientemente de su orientación, son ubicaciones eficientes para capturar adultos de *B. tabaci* durante todas las etapas fenológicas del cultivo de chile Anaheim; esta zona de captura representa una valiosa oportunidad para estandarizar el protocolo de monitoreo para capturar adultos de *B. tabaci* con trampas adhesivas durante todo el desarrollo del cultivo, disminuyendo el tiempo de instalación y evaluación de las trampas, lo que podría conducir a una mayor adopción de esta técnica de monitoreo.

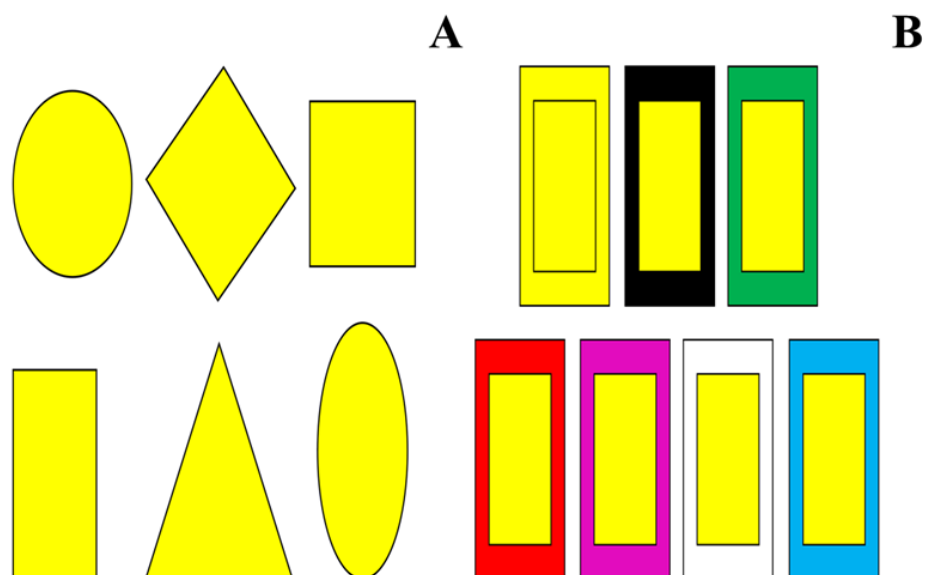


Figura 7. Diagrama representando la forma (A) y color de marco (B) de las trampas amarillas utilizadas en la primera parte del estudio.

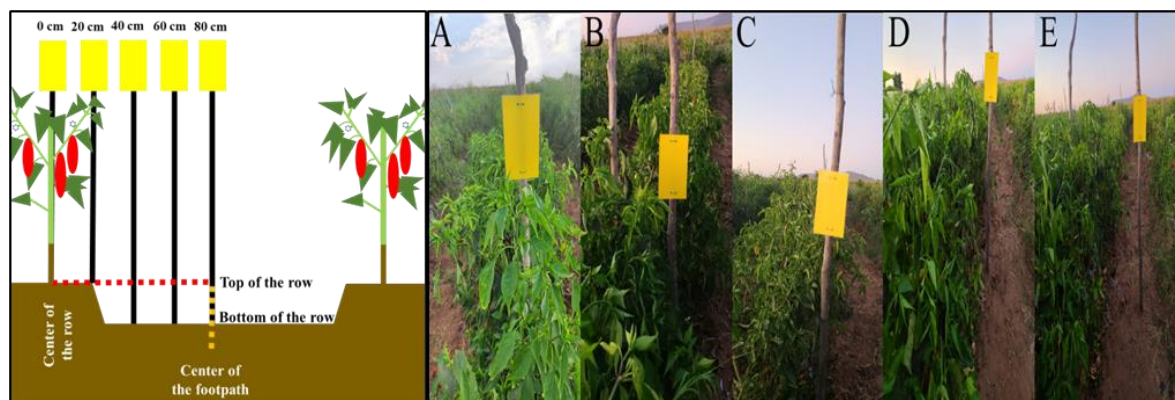


Figura 8. Diagrama de la instalación de trampas adhesivas amarillas en el dosel de las plantas de chile Anaheim. Las fotografías a la derecha muestran las trampas instaladas a las cinco distancias evaluadas 0 cm (A), 20 cm (B), 40 cm (C), 60 cm (D) y 80 cm (E) desde el centro de la cama hacia el espacio entre camas.

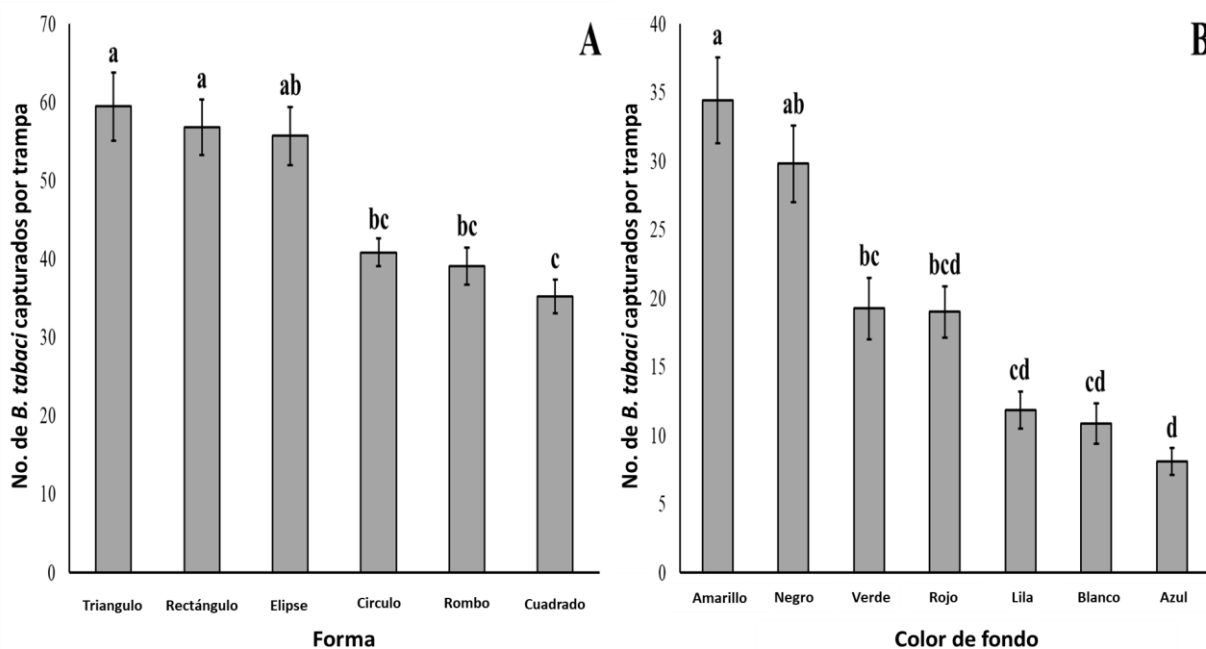


Figura 9. Número promedio (+EE) del número de *Bemisia tabaci* capturado por trampa adhesiva amarilla con diferente forma (A) y color de marco (B). Barras con diferente letra indica diferencia estadística de acuerdo con la prueba de medianas de Dunn ($p \leq 0.001$).

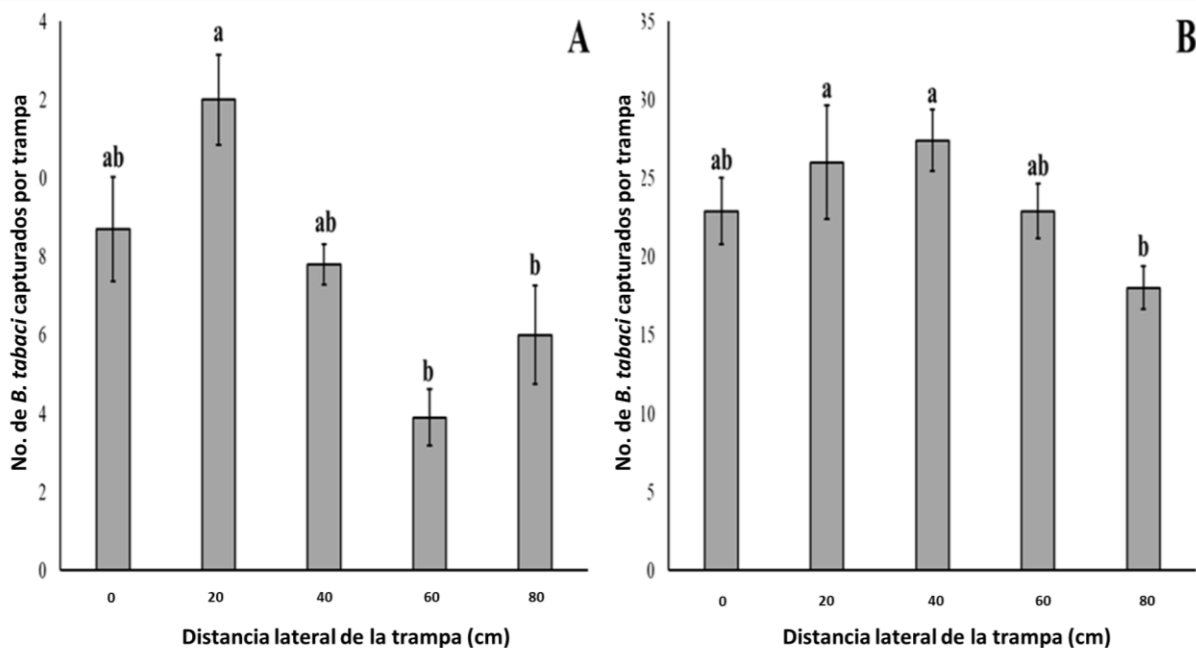


Figura 10. Número promedio (+EE) del número de *Bemisia tabaci* capturado por trampa adhesiva amarilla instalada a diferente distancia lateral desde el centro de la cama hacia el espacio entre camas realizado una semana después del trasplante de la plántula (A) y en la etapa de floración. Barras con diferente letra indica diferencia estadística de acuerdo con la prueba de medianas de Dunn ($p \leq 0.05$).

Cuadro 8. Número promedio (+EE) del número de *Bemisia tabaci* capturado por trampa adhesiva amarilla instalada a diferentes alturas desde la parte superior de la cama a través del desarrollo fenológico del cultivo.

Altura (cm)	Desarrollo vegetativo				Floración	Fructificación	
	1	2	3	4	5	6	7
0	20.0 ± 3.3 a	29.4 ± 2.7 a	18.0 ± 1.5 a	25.6 ± 2.4 a	30.6 ± 2.4 a	20.6 ± 2.4 a	32.6 ± 3.4 a
20	11.9 ± 1.5 b	18.0 ± 1.5 b	12.1 ± 1.1 b	13.6 ± 1.6 b	23.8 ± 1.8 ab	16.9 ± 1.3 a	28.9 ± 2.3 a
40	5.7 ± 0.8 c	8.1 ± 1.0 c	4.4 ± 0.9 c	6.0 ± 1.6 c	9.9 ± 1.6 c	8.9 ± 1.0 b	23.4 ± 2.6 b
60	4.5 ± 0.6 c	8.1 ± 1.2 c	1.3 ± 0.4 c	4.8 ± 2.5 c	7.9 ± 1.7 c	6.3 ± 1.2 b	18.5 ± 1.6 bc
80	3.4 ± 0.8 c	5.4 ± 0.8 c	0.9 ± 0.4 c	1.1 ± 0.5 c	6.1 ± 1.5 c	2.8 ± 0.6 c	14.8 ± 1.8 c

Promedios con letras diferentes en columnas son estadísticamente diferentes de acuerdo con la prueba de medianas de Dunn ($p \leq 0.001$).



Figura 11. Trampa adhesiva amarilla instalada a 60 cm desde el centro de la cama hacia el espacio entre camas y a una altura de 20 cm sobre la parte superior de la cama.

CAPITULO 5. MONITOREO DE *Anthonomus eugenii* (COLEOPTERA: CURCULIONIDAE) CON TRAMPAS AMARILLAS DE DIFERENTE FORMA, COLOR DE MARCO Y UBICACIÓN EN CHILES A CAMPO ABIERTO (*Capsicum* spp.)

5.1 INTRODUCCIÓN

El chile (*Capsicum* spp.) es uno de los cultivos de mayor importancia económica en América; América del Norte es la principal región productora del continente, con alrededor de 167,149 ha cultivadas en 2021, lo que representó alrededor del 70.80% del área total cultivada de chile en el continente (FAO, 2023). Los chiles cultivados en condiciones de campo abierto son los más comunes en América del Norte, con más del 85% de la superficie total cultivada en 2021 bajo este sistema de producción (SIAP, 2023).

El picudo del chile, *Anthonomus eugenii* (Cano) (Coleoptera: Curculionidae), es una de las plagas más dañinas del chile en América del Norte, especialmente en el sur de Estados Unidos y México (Fernández et al., 2020). Todas las especies y tipologías de chile cultivados son susceptibles a *A. eugenii* (Seal y Martin, 2016; Chabaane et al. 2021; Rubio-Aragón et al. 2021b, 2022a). Se han reportado grandes pérdidas en chiles a campo abierto alcanzando más del 30% hasta llegar al 100% del rendimiento total cuando el insecto no se detecta oportunamente y/o el manejo no es el adecuado (Riley y Spark, 1995; Avendaño-Meza et al., 2015). La caída prematura de brotes, flores y frutos debido a la alimentación interna de las larvas y la alimentación externa de los adultos son los principales daños de este insecto (Riley y Sparks, 1995, Chabaane et al., 2021). Dado que sus estados inmaduros se encuentran restringidos y protegidos dentro de las estructuras reproductivas de la planta, el control de estos estados es difícil de realizar, por lo que los productores se enfocan en la reducción de los adultos expuestos principalmente mediante a la constante aplicación foliar de pesticidas sintéticos (Qureshi y Kostyk, 2020).

Los productores de Chile comúnmente notan la presencia de *A. eugenii* en sus cultivos cuando abundaban las botones florales, flores y/o frutos caídos ennegrecidos con estados biológicos inmaduros y/o agujeros de emergencia (Elmore, 1934; Capinera, 2002). Un monitoreo preciso de *A. eugenii* es un factor fundamental para la toma de decisiones en un programa de MIP diseñado para mantener el daño de este insecto al mínimo posible; el conteo directo y las trampas adhesivas amarillas son las técnicas de monitoreo más eficientes para detectar oportunamente *A. eugenii* dentro de los cultivos (Segarra-Carmona y Pantoja, 1988a). Entre estos dos métodos, el uso de trampas amarillas es el más utilizado por los agricultores ya que es más fácil de realizar y tiene menor costo que los conteos directos (Riley y Schuster, 1994).

La efectividad de los programas de muestreo de plagas agrícolas que utilizan trampas amarillas está altamente relacionada con diferentes factores como el diseño de las trampas y su adecuada instalación dentro de los cultivos. Se ha informado que la forma de la trampa y el contraste entre colores al agregar un marco colorido influyen en la percepción de algunas plagas importantes como *Scirtothrips citri*, *Frankliniella occidentalis* y *Bemisia tabaci* (Moreno et al., 1984; Vernon y Gillispie, 1995; Mainali y Lim, 2010; Kim y Lim, 2011; Ren et al., 2020; Rubio-Aragón et al., 2023b) Hasta el momento, no existen estudios diseñados para evaluar estas características de las trampas en *A. eugenii*.

Por otro lado, la colocación de las trampas adhesivas también es un aspecto fundamental para considerar, y este se ve afectado por diferentes factores como el insecto involucrado, cultivo, sistema de producción, orientación, distancia lateral y altura de instalación (Bian et al., 2016; Pobożniak et al., 2019; Rubio-Aragón et al., 2023b). Hasta donde sabemos, solo existe un estudio realizado en *A. eugenii* donde se evaluó la orientación y altura de la trampa en condiciones de campo abierto (Riley y Schuster, 1994) y sus resultados indican diferencias entre tipologías. Por otro lado, recientemente, la distancia lateral de la trampa en el espacio entre camas se ha reportado como un aspecto importante que influye en la captura de plagas agrícolas (Shin et al., 2020; Rubio-Aragón et al., 2023b) y para *A. eugenii* este factor no ha sido evaluado. Por lo tanto, los objetivos de este estudio fueron determinar la

eficiencia de captura de diferentes (i) diseños: formas de trampas, colores de marco, y (ii) ubicaciones: orientación, distancias laterales en el espacio entre camas y alturas para monitorear adultos de *A. eugenii* en chiles bajo condiciones de campo abierto.

5.2 MATERIALES Y MÉTODOS

Establecimiento del estudio

El estudio se realizó en siete cultivos de chile (Anaheim, Jalapeño, Habanero, Caribe Poblano, Chilaca y Serrano) en tres campos comerciales de chile (*Capsicum* spp.) en condiciones de campo abierto en Sinaloa, México (25°09'18" N, 108°05'24" O; 25°11'12" N, 108°05'07" O; 25°27'28" N, 108°02'24" O) durante tres años consecutivos (2021-2023). Se utilizaron estacas de madera y cuerdas de nailon para mantener las plantas erectas. Todos los chiles se plantaron en camas de 0.6 m de ancho con 1.60 m entre centros de camas y 0.3 m de espacio entre plantas. Todos los ensayos se realizaron en la etapa de fructificación y no se utilizaron insecticidas durante la duración de los ensayos. Se registró la altura y anchura de las plantas en cada cultivo (Cuadro 9).

Fabricación de las trampas

Las trampas adhesivas fueron hechas a partir de cartulina (58 x 89 cm) (250 g/m²) (José Luis Mondragón y compañía S.A de C. V.), selladas con micas térmicas transparentes [tereftalato de polietileno (PET)] [3 mil (0.076 mm)] y recubiertas con un adhesivo entomológico (Imex-Adhesive) mezclado con un insecticida comercial (Oxamil) (Avendaño-Meza et al., 2015) para reducir el escape del insecto (Riley y Schuster, 1994). Solo se pegó un lado de las trampas.

Forma y color de marco de la trampa

Ambos ensayos se realizaron en el invierno de 2021 en el cultivo de chile Anaheim (Cuadro 9). Las trampas estaban orientadas de norte a sur y ubicadas en el centro de la cama en el dosel de la planta (el borde inferior de la trampa estaba justo encima de la parte superior de la planta, Figura 12). Se evaluaron seis formas

geométricas diferentes de 350 cm² para comparar la respuesta de *A. eugenii*. Se recortó cartulina amarilla (CMYK, 0,00, 0,09, 0,76, 0,01) en triángulos (25.0 cm de base y 28.0 cm de altura), elipses (15.0 y 8.0 cm de eje), rectángulos (25.0 cm de largo y 14.0 cm de ancho), rombos (26.4 diagonales de cm y 26.4 cm), círculos (10.6 cm de radio) y cuadrados (18.70 cm por lado) (Figura 12). Debido a su uso común y disponibilidad comercial, se consideró como control la forma rectangular. En cuanto a los colores de marco, se colocaron rectángulos amarillos [250 cm² (20.0 cm de largo y 12.5 cm de ancho)] en el centro de un rectángulo con el doble de superficie de color [500 cm² (27.9 cm de largo y 17.9 cm de ancho)] rojo (CMYK, 0,00, 0,83, 0,95, 0,03), blanco (CMYK, 0,00, 0,00, 0,00, 0,00), negro (CMYK, 1,00, 1,00, 1,00, 1,00), verde oscuro (CMYK, 0,94, 0,00, 0,41, 0,74), lila (CMYK, 0,00, 0,88, 0,29, 0,25), azul (CMYK, 0,94, 0,18, 0,00, 0,09) y amarillo, las trampas resultantes se sellaron y solo se le aplicó pegamento al rectángulo amarillo en el centro de las mismas (Figura 12). Debido a que el color del marco y de la trampa eran similares, se utilizó el marco amarillo como control. El área total para cada ensayo fue de aproximadamente de 3,275 m².

Orientación, distancia lateral y altura de la trampa

Se evaluó el efecto de la orientación, distancia lateral y altura de la trampa en la captura de *A. eugenii* en cada una de las tipologías incluidas en el presente estudio durante 2021-2023 (Cuadro 9). Para la evaluación de estos tres factores de instalación se utilizó una trampa rectangular de color amarillo de 375 cm² (25.0 cm de largo y 14.0 cm de ancho). Para evaluar el efecto del factor de orientación, las trampas se instalaron en el centro de la cama en el dosel de la planta en dirección sur-norte, norte-sur, oeste-este y este-oeste. Para el factor de distancia lateral, las trampas se instalaron al nivel del dosel de la planta a intervalos de 20 cm desde el centro de la cama hacia el espacio entre camas (desde 0 cm al lado del centro hasta 80 cm). Para evaluar el efecto de la altura, las trampas se instalaron a intervalos de 20 cm desde la parte superior de la cama (desde 0 cm por encima de la parte superior de la cama hasta 100 cm con el borde inferior de las trampas colocado a estas alturas). Para cada parcela de pimiento las trampas estaban a 20 cm de lado

del centro de la cama, excepto Poblano y Chilaca que tenían las trampas a 40 cm. Cuando fue necesario se manipularon cuidadosamente las ramas para evitar obstrucciones entre las trampas y los insectos. Se removieron del cultivo los botones florales, flores y frutos caídos. El área total para cada ensayo fue de aproximadamente 2,460 m² en cada tipología de chile.

Diseño experimental y análisis estadístico

Todos los ensayos realizados en el presente estudio se establecieron bajo un diseño completamente al azar con 15 repeticiones por tratamiento donde se consideró como repetición cada trampa adhesiva. Las trampas se instalaron de forma diferente según el objetivo del experimento, como se describe anteriormente, utilizando una estaca de madera para su instalación. Las trampas adhesivas permanecieron en el campo durante 12 h y transcurrido el período se contaron directamente los insectos. Cada ensayo se realizó dos veces.

Todos los datos fueron analizados con el software estadístico SPSS versión 26. Los datos se transformaron a log (y) antes del análisis para cumplir con los supuestos de normalidad y homogeneidad de varianzas. Los datos generados en ambas replicaciones se combinaron ya que no hubo diferencia estadística entre el número de *A. eugenii* capturados ($p > 0.05$). Cada experimento se analizó mediante análisis de varianza unidireccional y prueba de medias de Tukey para determinar diferencias significativas entre tratamientos ($p \leq 0.05$). Se realizó un análisis de regresión entre el número de insectos capturados con la trampa, distancia lateral y altura.

5.3 RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Forma y color de marco de la trampa

No hubo diferencias significativas en el número de adultos de *A. eugenii* capturados entre las diferentes formas geométricas de trampa ($F = 0.28$; $gl = 5$; $p = 0.925$) (Figura 13A). La preferencia de los insectos por determinadas formas de trampas se ha relacionado con sus hábitos (Ren et al., 2020; Rubio-Aragón et al., 2023b), ya que

la oviposición y alimentación de *A. eugenii* no se restringe a una sola estructura vegetal (Chabaane et al., 2021; Rubio-Aragón et al., 2021b, 2022a), esto podría haber influido en la falta de preferencia hacia cierta(s) forma(s) en particular. Por otro lado, este efecto de falta de preferencia hacia cierta(s) forma(s) en *A. eugenii* también podría estar relacionado con que el insecto recurre a diferentes estímulos para localizar a su hospedero, como las visuales y olfativos, incluidos una feromona de agregación producida por el macho y volátiles vegetales (Eller et al., 1994; Adesso et al., 2009, 2011).

Se encontró una diferencia significativa en el número de *A. eugenii* capturados entre trampas con diferentes colores de marco ($F = 9.84$; $gl = 6$; $p \leq 0.001$). Las trampas adhesivas con marco amarillo, verde oscuro y negro mostraron el mayor número de insectos capturados con 3.1, 2.5 y 2.3 adultos promedio por trampa, respectivamente, seguidas de las rojas con 1.7 insectos, y el resto de los colores tuvieron un promedio de 1.0 adultos por trampa (Figura 13B). Estos resultados indican que la adición de un marco de color tiene un efecto en la captura de *A. eugenii* y varía entre los diferentes marcos de las trampas. La combinación de un marco de color similar al de la trampa solo aumenta la superficie total, ya que no se crea ningún efecto de contraste, lo que podría dar como resultado un objetivo más visible para los insectos más lejanos. Se ha informado que el tamaño de la trampa influye en la captura de *A. eugenii* y se capturan más adultos en los tamaños más grandes (Riley y Schuster, 1994). Por otro lado, la adición de un marco de tono/color oscuro, como verde oscuro y negro, minimiza la intercepción de otras fuentes de reflectancia, centrando la atención del insecto en el área restante (Döring et al., 2004). Se ha informado que las trampas adhesivas amarillas con marco negro mejoran la captura de *F. occidentalis* (Mainali y Lim, 2010) y no reducen la atracción de *B. tabaci* (Rubio-Aragón et al., 2023b) en comparación con las trampas monocromáticas estándar de color amarillo.

Orientación, distancia lateral y altura de la trampa

No hubo diferencia significativa en el número de adultos de *A. eugenii* capturados entre las trampas instaladas hacia los cuatro puntos cardinales principales (norte,

sur, este y oeste) en ninguno de los cultivos de Chile evaluados ($p \geq 0,05$). La percepción de la trampa está en función de la luz solar reflejada y cambia en función de la variación angular de la luz incidente (Bian et al., 2016) y estos resultados indican que la captura de *A. eugenii* no se ve afectada por este factor, coincidiendo con Riley y Schuster (1994) quienes tampoco encontraron diferencias exhibidas por el insecto en la orientación de la trampa.

Los rasgos morfológicos de los cultivos comúnmente están relacionados con el sitio óptimo de instalación de las trampas y para la distancia lateral desde el centro de la cama hacia el espacio entre camas, la anchura del cultivo influye en este parámetro (Rubio-Aragón et al., 2023b). Las siete parcelas consideradas para el estudio se clasificaron en dos categorías según su ancho: estrechas ($54-65 \pm 5$ cm) y anchas ($77-81 \pm 7$ cm) (Cuadro 9). Se encontró una diferencia significativa en el número de adultos de *A. eugenii* capturados entre trampas instaladas a diferentes distancias desde el centro de la cama hacia el espacio entre camas en ambas categorías de anchura ($p \leq 0.05$). Para la categoría estrecha, el mayor número de insectos capturados se exhibió en trampas instaladas a 0 y 20 cm al lado del centro del lecho (Figura 14). En cuanto a la categoría ancha, fue de 0 a 40 cm de lado ($F = 12.48$, $gl = 4$, $p \leq 0.001$) (Figura 14). Estos resultados indican que la captura de *A. eugenii* se ve afectada por la colocación lateral de las trampas y varía entre cultivos según su anchura. El análisis de regresión de *A. eugenii* (Ae) mostró un enfoque lineal significativo con la distancia lateral de la trampa en ambas categorías (Estrecha, $Ae = 2.31 - 0.40x$, $R^2 = 0.88$, $p \leq 0,001$; Ancha, $Ae = 2.29 - 0.37x$, $R^2 = 0.94$, $p \leq 0,001$), lo que sugiere que el número de insectos capturados disminuye drásticamente cuando las trampas se instalan más allá del follaje de la planta. Una explicación plausible a estos resultados es que los adultos de *A. eugenii* realizan vuelos cortos, bajos y semicirculares entre plantas (Riley y Schuster, 1994), lo que podría facilitar su dispersión entre plantas dentro de una misma hilera, evitando las trampas instaladas en el espacio entre camas más allá del follaje. El objetivo de la distancia lateral es explotar la zona de vuelo de los insectos para hacer que las trampas sean más visibles y accesibles para los insectos, y reducir la recolección de restos de plantas (Shin et al., 2020; Rubio-Aragón et al., 2023b). Hasta el momento,

hay un número limitado de estudios que consideran la distancia lateral de las trampas al evaluar el sitio óptimo de colocación dentro de diferentes cultivos incluyendo los chiles, hasta donde sabemos, este es el primer estudio que incluye la distancia lateral de las trampas hacia el espacio entre camas como factor de instalación de las trampas para mejorar la captura de *A. eugenii* utilizando trampas amarillas.

Por otro lado, la altura óptima de la trampa se ha asociado con la altura de los cultivos (Riley y Schuster, 1994), por lo que los cultivos del estudio se clasificaron en tres categorías según su altura como chicos (62-64 ±6 cm), medianos (78-82 ± 8 cm) y altos (90-92 ± 9 cm) (Cuadro 9). Hubo una diferencia significativa en el número de adultos de *A. eugenii* capturados entre trampas instaladas a diferentes alturas en cada una de las tres categorías ($p \leq 0.05$). En la categoría chica, las trampas instaladas a 20 y 40 cm por encima de la parte superior de la cama tuvieron significativamente el mayor número de insectos capturados ($F = 105.95$, $gl = 5$, $p \leq 0.001$) (Cuadro 10). Para la mediana, estuvo en 40 y 60 cm de altura ($F = 63.95$, $gl = 5$, $p \leq 0.001$) (Cuadro 10). Respecto a la categoría alta, las trampas instaladas a 40, 60 y 80 cm de altura tuvieron el mayor número de insectos ($F = 9.65$, $gl = 5$, $p \leq 0.001$) (Cuadro 10). Estos resultados indican que la captura de *A. eugenii* se ve afectada por la altura de la trampa y varía entre cultivos según su altura. El análisis de regresión de *A. eugenii* (Ae) mostró un enfoque cuadrático significativo con la altura de la trampa dentro de cada categoría (Chica, $Ae = 1.10 + 1.67x - 0.31x^2$, $R^2 = 0.71$, $p \leq 0.001$; mediana, $Ae = -1.26 + 2.25x - 0.34x^2$, $R^2 = 0.82$, $p \leq 0.001$; alta, $Ae = -0.52 + 1.85x - 0.26x^2$, $R^2 = 0.85$, $p \leq 0.001$) lo que sugiere que a medida que la trampa aumenta en altura también aumenta el número de insectos capturados, pero las capturas disminuyen drásticamente cuando se instalan trampas sobre el dosel de la planta. Una explicación plausible a estos resultados es que los adultos de *A. eugenii* se alimentan y reproducen en las estructuras de las plantas jóvenes (Seal y Martin, 2016; Chabaane et al., 2021; Rubio-Aragón et al., 2021b, 2022a), especialmente aquellas en las yemas terminales de las plantas (Riley et al., 1992). Por otro lado, Riley y Schuster (1994) informaron que, debido a las estrechas características de vuelo de los insectos dentro de las plantas, las trampas en el nivel

superior del dosel son difíciles de alcanzar. Los resultados generados concuerdan parcialmente con los de Riley y Schuster (1994) quienes indicaron que la altura de captura óptima para *A. eugenii* varía según la altura del cultivo y las tasas de captura disminuyen bruscamente por encima de la parte superior del dosel de la planta; sin embargo, en ese estudio no se encontró diferencias significativas entre las alturas por debajo del dosel de planta como lo hicimos nosotros. Esta diferencia en los resultados puede deberse a las condiciones de cómo se llevaron a cabo los estudios. Por ejemplo, realizaron una inspección continua de la trampa con un intervalo de 2 horas debido a que los insectos se escapaban de las trampas lo que podría provocar una caída no deseada de los insectos, según Ruiz-Torres y Rodríguez-Leyva (2012) *A. eugenii* es altamente sensible al movimiento e incluso a la sombra de una persona podría desencadenar este comportamiento defensivo que reduce su actividad en el dosel y la aumenta en las alturas más bajas. En cambio, en nuestros ensayos se retiraron los brotes, flores y frutos caídos, y en los de ellos no se indica. Para descartar esta posibilidad, se realizó una evaluación adicional en una parcela de categorías chicos y altos (Serrano y Chilaca) sin remover las estructuras reproductivas caídas. No hubo diferencia significativa en la altura más baja en comparación con aquellos cerca del dosel, pero sí con aquellos por encima del nivel del dosel ($p \geq 0.05$) (Cuadro 10). Se ha reportado que el lugar de emergencia de los insectos es un aspecto importante que influye significativamente en las tasas de captura de las trampas adhesivas más cercanas (Mao et al., 2018; Rubio-Aragón et al., 2023b). Sin embargo, en el caso de *A. eugenii*, cuando se encuentran en el suelo estructuras reproductivas infestadas con este insecto, sus poblaciones han superado el umbral de acción (Riley y Sparks, 1995).

En resumen, el monitoreo de *Anthonomus eugenii* puede realizarse con trampas adhesivas amarillas sin importar su forma geométrica con un color de marco verde oscuro, negro o sin marco. Las trampas instaladas dentro de los límites del ancho foliar de las plantas y en la parte superior de las plantas justo por debajo del nivel del dosel, independientemente de su orientación, son sitios de instalación eficientes para capturar adultos de *A. eugenii* en cultivos de Chile bajo condiciones de campo abierto.

Cuadro 9. Anchura y altura de los cultivos evaluados, y su correspondiente clasificación.

Especie	Tipología	Anchura	Categoría	Altura	Categoría
<i>C. annuum</i>	Anaheim	65 ± 6 cm	Estrecha	82 ± 7 cm	Mediana
	Jalapeño	56 ± 4 cm	Estrecha	64 ± 5 cm	Chica
	Caribe	58 ± 4 cm	Estrecha	62 ± 7 cm	Chica
	Poblano	81 ± 7 cm	Ancha	90 ± 8 cm	Alta
	Chilaca	77 ± 6 cm	Ancha	93 ± 10 cm	Alta
	Serrano	54 ± 4 cm	Estrecha	60 ± 6 cm	Chica
<i>C. chinense</i>	Habanero	64 ± 5 cm	Estrecha	78 ± 8 cm	Mediana

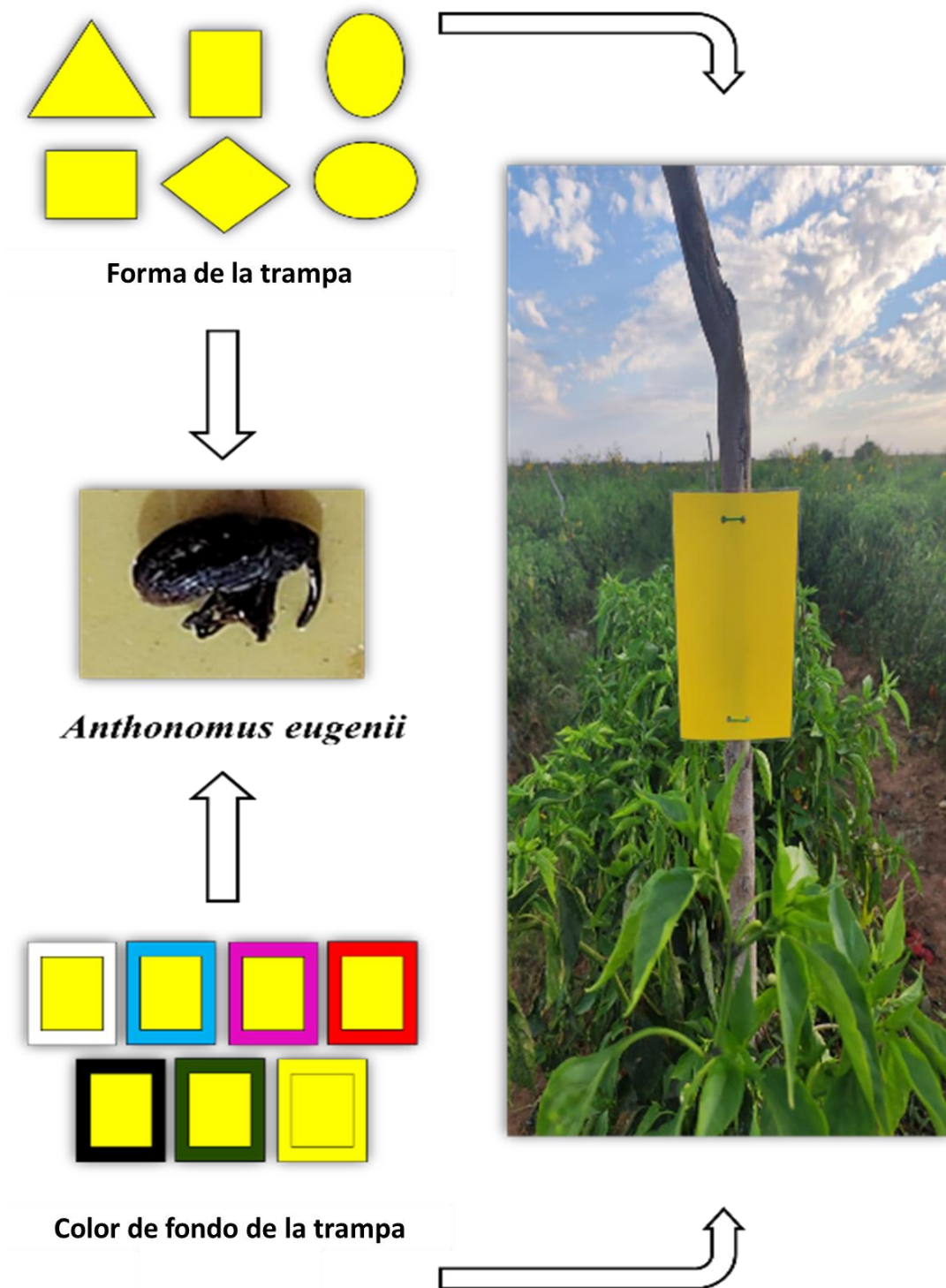


Figura 12. Diagrama de los materiales y métodos utilizados para evaluar el efecto de las trampas adhesivas amarillas con diferente forma y color de marco para la captura de *Anthonomus eugenii* en el cultivo de chile Anaheim.

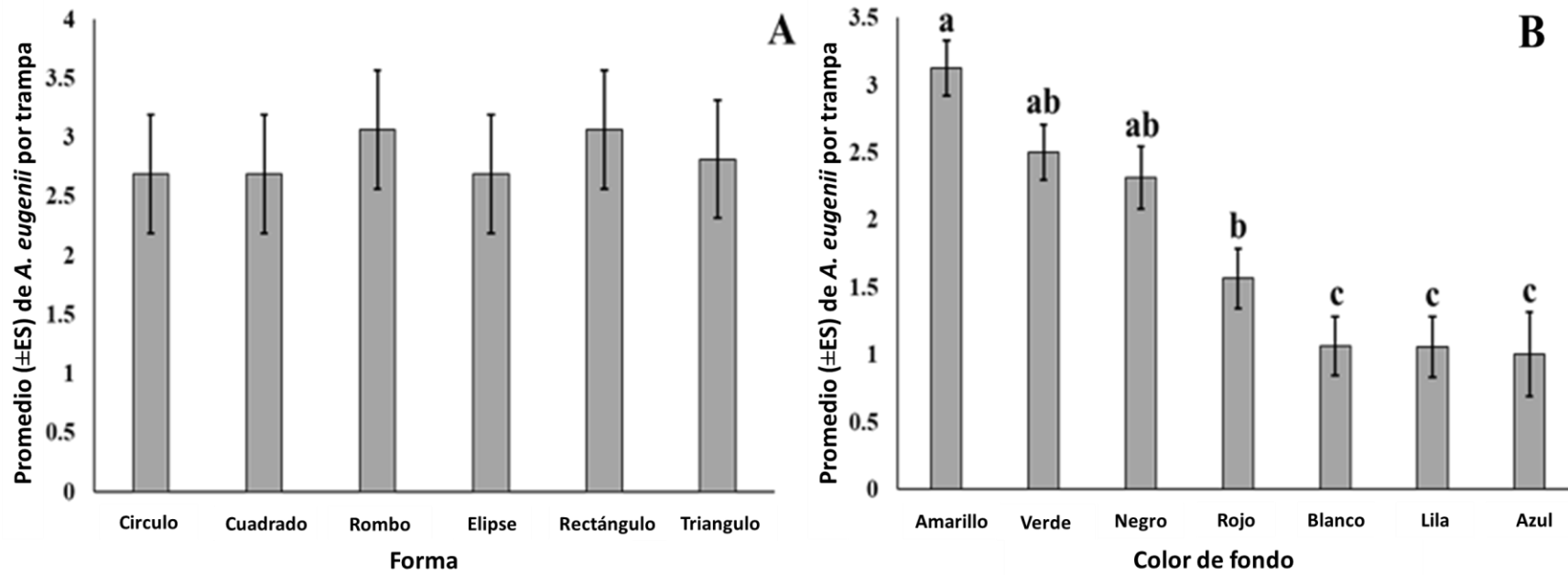


Figura 13. Promedio (\pm EE) del número de *Anthonomus eugenii* capturados por trampa adhesiva con diferente forma geométrica (A) y color de marco (B). Barras sin letra o con letra similar indica ausencia de diferencia estadística significativa entre tratamientos de acuerdo con la prueba de medias de Tukey ($p \leq 0.05$).

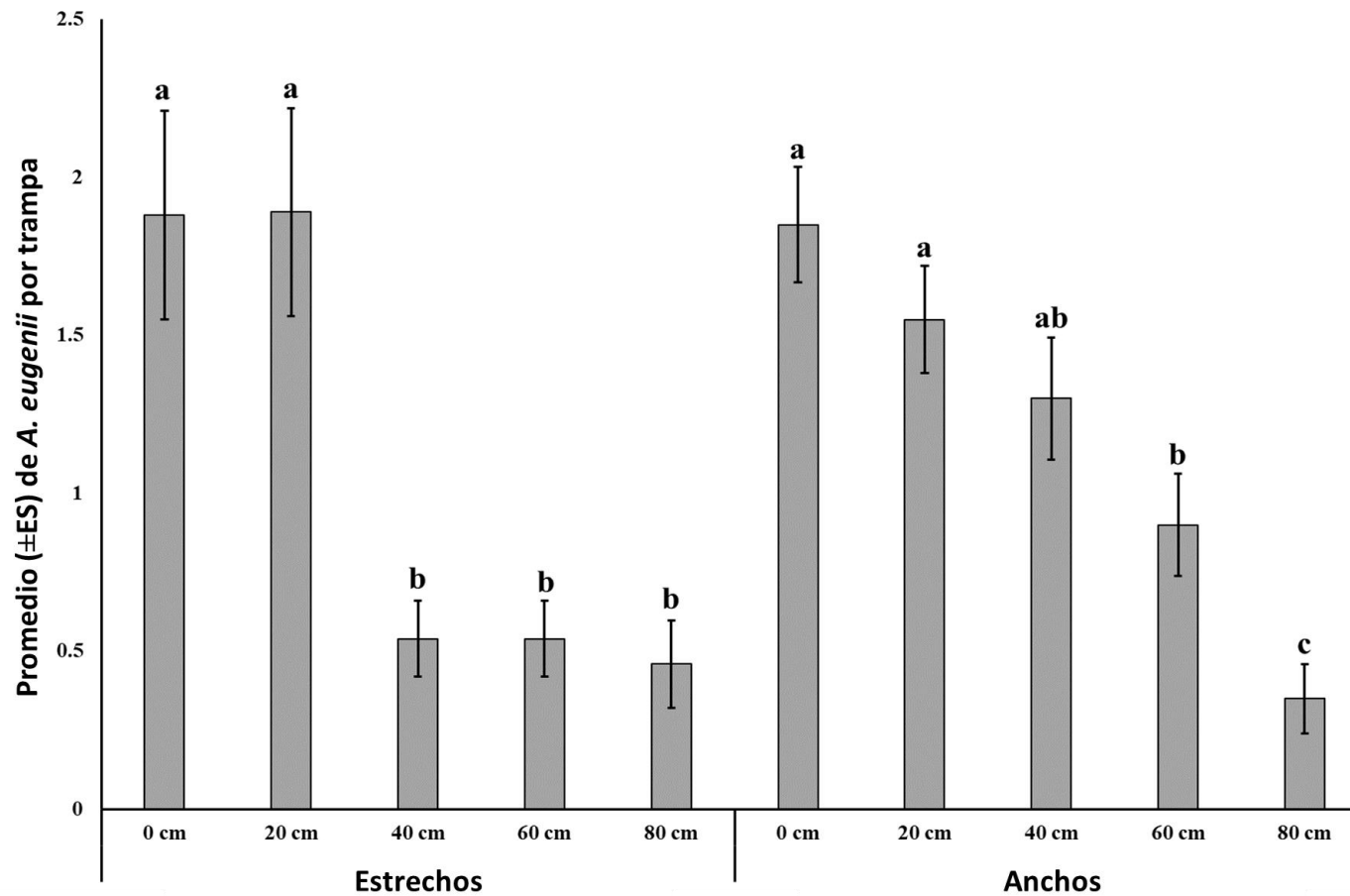


Figura 14. Promedio (\pm EE) del número de *Anthonomus eugenii* capturados por trampa adhesiva instalada en diferentes distancias laterales desde el centro de la cama hacia el espacio entre camas en los cultivos de Chile categorizados de acuerdo con su anchura. Barras con letra similar indica ausencia de diferencia estadística significativa entre tratamientos de acuerdo con la prueba de medias de Tukey ($p \leq 0.05$).

Cuadro 10. Promedio (\pm EE) del número de *Anthonomus eugenii* capturados por trampa adhesiva instalada en diferentes alturas desde la parte superior de la cama en los cultivos de chile categorizados de acuerdo con su altura.

Altura de la trampas (cm)	Categoría del cultivo				
	Chica	Mediana	Alta	Chica*	Alta
0	1.9 \pm 0.1 b	1.0 \pm 0.1 b	1.4 \pm 0.2 c	5.4 \pm 0.6 a	3.3 \pm 0.4 a
20	3.6 \pm 0.3 a	1.2 \pm 0.1 b	1.7 \pm 0.2 b	6.0 \pm 0.5 a	3.0 \pm 0.4 a
40	4.2 \pm 0.4 a	2.9 \pm 0.3 a	2.7 \pm 0.3 a	6.1 \pm 0.4 a	3.0 \pm 0.3 a
60	1.5 \pm 0.2 b	2.7 \pm 0.2 a	3.0 \pm 0.3 a	2.8 \pm 0.4 b	3.7 \pm 0.6 a
80	1.5 \pm 0.1 b	1.3 \pm 0.1 b	2.5 \pm 0.3 ab	1.3 \pm 0.3 c	3.1 \pm 0.4 a
100	0.3 \pm 0.1 c	0.2 \pm 0.1 c	1.2 \pm 0.2 c	1.4 \pm 0.4 c	1.6 \pm 0.2 b

Diferente letra en las columnas indica diferencia estadística significativa entre tratamientos de acuerdo con la prueba de medias de Tukey ($p \leq 0.05$).

* = No se removieron botones florales, flores y frutos caídos.

CAPITULO 6. DISEÑO E INSTALACIÓN DE TRAMPAS ADHESIVAS AMARILLAS SOBRE *Bactericera cockerelli* (HEMIPTERA: TRIOZIDAE) ŠULC EN CHILES (*Capsicum annuum* L.) A CAMPO ABIERTO

6.1 INTRODUCCIÓN

Los chiles (*Capsicum annuum* L.) son una de las especies vegetales más cultivadas e importantes económicamente a nivel mundial; Oceanía y América cultivaron 238,697 ha con un valor comercial de 2,783 millones de dólares estadounidenses en 2021 (FAO, 2023). La producción de chile en estos dos continentes está amenazada por *Bactericera cockerelli* (Hemiptera: Triozidae) Šulc. Este insecto es originario de América del Norte y actualmente se encuentra distribuido en el resto de las regiones de América, Nueva Zelanda y Australia Occidental (Gill, 2006; Castillo-Carrillo et al., 2019; Suwandharathne et al., 2023). En ambos continentes se ha reportado en chiles bajo condiciones de campo abierto y agricultura protegida causando daños directos a las plantas por alimentación, así como daños indirectos por la transmisión de la bacteria gramnegativa *Candidatus Liberibacter solanacearum* (Teulon et al., 2009; Rojas-Martínez et al., 2016; Vereijssen, 2020), causando cientos de millones de dólares en pérdidas debido a la reducción de rendimiento, pérdidas de mercados de exportación y costos de seguimiento y manejo (Teulon et al., 2009; OIRSA, 2015).

Un monitoreo preciso de *B. cockerelli* es una acción elemental para cualquier Programa de Manejo Integrado diseñado para mantener las pérdidas ocasionadas por el insecto al mínimo posible; el uso de trampas adhesivas para capturar adultos de *B. cockerelli* es una de las estrategias de muestreo más eficientes y adoptadas en las Américas (Al-Jabr y Cranshaw et al., 2007; OIRSA, 2015; Rubio-Aragón et al., 2023a) y Oceanía (Cameron et al., 2009; Teulon et al., 2009; Yen et al., 2013; Walker et al., 2014). Diferentes estudios destacan al verde, naranja y amarillo como los colores más atractivos para *B. cockerelli* (Al-Jabr y Cranshaw et al., 2007; Hodge et al., 2019), siendo las trampas amarillas las utilizadas (Teulon et al., 2009; Walker et al., 2014; Rubio-Aragón et al., 2023a). El color es uno de los rasgos más relevantes

que influyen en la efectividad de las trampas adhesivas para atraer al insecto objetivo, sin embargo, otros rasgos como la forma de la trampa y el marco de color han demostrado mejorar las capturas de diferentes plagas como *Scirtothrips citri* (Moreno et al., 1984), *Frankliniella occidentalis* (Thysanoptera: Thripidae) (Vernon y Gillespie, 1995; Mainali y Lim, 2010; Ren et al., 2020) y *Bemisia tabaci* (Kim y Lim, 2011; Rubio-Aragón et al., 2023b). Hasta la fecha, no existen estudios diseñados para evaluar estas características de las trampas adhesivas amarillas para *B. cockerelli*.

Por otro lado, la ubicación de las trampas adhesivas dentro del cultivo también es un aspecto importante para considerar, y esto se ve afectado por diferentes elementos como el insecto involucrado, especie y cultivar de planta, sistema de producción, orientación, distancia lateral (lugar de instalación de la trampa desde el centro de la cama hacia el espacio entre camas) y la altura (Atakan y Canhilal, 2004; Bian et al., 2016; Pobozniak et al., 2020; Rubio-Aragón et al., 2023b, 2024). Hasta la fecha, no existen estudios diseñados para evaluar estos factores de ubicación de *B. cockerelli* en chiles a campo abierto.

Para mejorar y estandarizar los protocolos de muestreo utilizando las trampas adhesivas amarillas para la toma de decisiones en un programa de MIP, es necesario evaluar todas las fuentes potenciales de variación en las capturas de las trampas sobre *B. cockerelli*. Por lo tanto, los objetivos del presente estudio fueron (i) evaluar la eficiencia de las características de diseño de las trampas adhesivas amarillas: forma y color del marco, y (ii) los factores de ubicación: orientación, distancia lateral desde el centro de cama hacia el espacio entre camas y altura en chiles a campo abierto para capturar *B. cockerelli*.

6.2 MATERIALES Y MÉTODOS

El presente estudio se realizó en dos cultivos comerciales de chile al aire libre (Anaheim y Caribe) *Capsicum annuum* L. en Angostura, Sinaloa, México (25°9'15"N, 109°54'34"W) durante enero-marzo de 2022. Cada cultivo se sembró en camas de 0.6 m de ancho con 1.60 m entre centros de camas y 0.3 m de espacio entre plantas.

Se utilizaron estacas de madera y cuerdas de nailon para mantener las plantas erectas. El área utilizada en cada parcela fue de aproximadamente de 3,500 m². No se utilizaron pesticidas durante el estudio.

Selección de los colores para las trampas

En el presente estudio se utilizaron un total de ocho colores (amarillo, negro, verde oscuro, rojo, lila, azul, verde claro, verde lima y blanco). Siguiendo la metodología de Mao et al. (2018) los colores fueron seleccionados de Encycolorpedia (<https://encycolorpedia.com>), exceptuando el blanco. Los colores se imprimieron con una impresora láser de color (HP M283FDW) sobre láminas de opalinas blancas (modelo, 1OPOFI225-100P) (34.0 cm de largo y 21.5 cm de ancho) (Serikat Diseño, Azcapotzalco, México). Para las trampas blancas se utilizaron láminas de opalina no impresas. La información correspondiente de los colores utilizados se encuentra en el Cuadro 11.

Fabricación de trampas

Las trampas adhesivas se recortaron de las láminas de opalinas impresas, se sellaron con micas térmicas transparentes [tereftalato de polietileno (PET)] [3 mil (0.076 mm)] y se recubrieron con un adhesivo entomológico (Imex-Adhesive, Distribuciones IMEX S. A. de C. V., Zapopan, Jalisco, México).

Diseño experimental

El estudio se dividió en dos partes, diseño de trampas (i) y colocación de trampas (ii), y cada uno de los ensayos realizados en cada parte se estableció como un diseño completamente al azar con diez repeticiones por tratamiento donde cada trampa se consideró como una repetición. Las trampas se instalaron en una estaca de madera con una separación entre trampas de 6.4 m y se dejaron en el campo durante dos días. Para el conteo de insectos se utilizó una lupa (10X). Todos los ensayos se realizaron dos veces.

Diseño de trampas: forma, color de marco y patrones de colores

Cada uno de estos ensayos se realizó de forma independiente en el cultivo de chile serrano en etapa de fructificación. Las trampas estaban orientadas hacia el norte y colocadas en el centro de las camas con el borde inferior de las trampas al nivel del dosel de las plantas. Para los experimentos de formas, se utilizaron seis formas geométricas con 350 cm² [triángulos (25.0 cm de base y 28.0 cm de altura), elipses (15.0 y 8.0 cm de eje), rectángulos (25.0 cm de largo y 14.0 cm de ancho), rombos (26.4 cm en cada diagonal), círculos (10.6 cm de radio) y cuadrados (18.7 cm por lado)], trampas rectangulares fueron utilizadas como control debido a su uso común.

Para las trampas con marco de colores, se colocó un rectángulo amarillo [250 cm² (20.0 cm de largo y 12.5 cm de ancho)] en el centro de un rectángulo de color más grande [500 cm² (27.9 cm de largo y 17.9 cm de ancho)]. El ensayo se realizó incluyendo los siguientes colores: amarillo, negro, verde oscuro, rojo, lila, azul y blanco. El pegamento se aplicó evitando los marcos y debido a la similitud del rectángulo central y el marco, se utilizó el marco amarillo como control.

Colocación de trampas: orientación, distancia lateral y altura

Con el objetivo de evaluar la orientación de la trampa, distancia lateral y altura en la captura de *B. cockerelli* en chiles a campo abierto, se instalaron trampas amarillas (20.0 cm de largo y 12.5 cm de ancho) en cultivos de chile serrano (71.0 ± 5.0 cm de ancho y 80.0 ± 6.0 cm de alto) y Caribe (59.0 ± 4.0 cm de ancho y 64.0 ± 7.0 cm de alto) en etapa de fructificación. Siguiendo a Rubio-Aragón et al. (2023, 2024), se instalaron trampas en el centro de las camas al nivel del dosel de la planta con orientación norte, sur, oeste y este para evaluar el factor de colocación de orientación; en cuanto a la distancia lateral, las trampas se instalaron al nivel del dosel vegetal a 0, 20, 40, 60 y 80 cm desde el centro de la cama hacia el espacio entre camas; y, para evaluar el efecto de la altura, se instalaron trampas a 40 cm del centro de la cama hacia el espacio entre camas a 0, 20, 40, 60 y 80 cm por encima de la parte superior de la cama con el borde inferior de las trampas en estas alturas.

Análisis de los datos

Los datos generados a partir de ambas réplicas de cada ensayo se combinaron ya que no se detectó diferencia estadística entre el número de *B. cockerelli* capturados ($p > 0,05$). Cada ensayo fue analizado con análisis de varianza no paramétrico utilizando las pruebas de medianas de Kruskal-Wallis y Dunn ($p \leq 0.05$) al no cumplir con los supuestos estadísticos de normalidad y homogeneidad de varianzas según las pruebas de Kolmogorov-Smirnov y Levene, respectivamente. Todos los análisis se realizaron con el software estadístico SPSS versión 26 (George y Mallery, 2019).

6.3 RESULTADOS

Diseño de trampas: forma y color de marco

Se encontró diferencia significativa entre las seis diferentes formas de trampas para *B. cockerelli* ($H = 37.563$; $gl = 5$; $p \leq 0.001$). Las formas de elipse, triángulo y rectángulo tuvieron el mayor número estadístico de *B. cockerelli* capturados con una captura promedio de 39.4 ± 3.0 , 34.2 ± 2.57 y 33.0 ± 2.7 adultos por trampa, las formas restantes tuvieron 23.3 ± 1.60 a 24.4 ± 2.3 insectos (Figura 15).

En el ensayo de trampas enmarcadas, se exhibió una diferencia significativa entre las trampas con siete colores diferentes ($H = 26.993$; $gl = 6$; $p \leq 0.001$). Las trampas con marcos amarillo, verde oscuro y negro tuvieron el mayor número estadístico de capturas de *B. cockerelli*, seguidas de las rojas con una captura promedio de 62.2 ± 5.9 , 48.4 ± 3.3 , 44.4 ± 3.1 y 38.8 ± 3.7 , respectivamente, los marcos restantes tuvieron de 11.8 ± 1.8 a 20.8 ± 1.5 (Figura 15).

Colocación de trampas: orientación, distancia lateral y altura

No hubo diferencias significativas en el número de *B. cockerelli* capturados entre las trampas colocadas en los cuatro puntos cardinales principales (norte, sur, este y oeste) en el cultivo de chile Serrano ($H = 0.428$; $gl = 3$; $p = 0.934$) ni en el Caribe ($H = 2.174$; $gl = 3$; $p = 0.537$) con 20.5 ± 4.3 a 26.7 ± 6.5 y 32.6 ± 4.1 a 41.8 ± 4.2 insectos capturados en promedio por trampa, respectivamente (Cuadro 12).

En los ensayos de distancia lateral, hubo diferencia significativa entre las distancias tanto en Chile Serrano ($H= 24.680$; $gl = 4$; $p \leq 0.001$) como en Caribe ($H= 34.263$; $gl = 4$; $p \leq 0.001$). Para Serrano, las trampas colocadas a 0 cm, 20 cm, 40 cm y 60 cm al lado del centro de la cama tuvieron el número estadísticamente más alto de *B. cockerelli* capturado con una captura promedio por trampa de 22.3 ± 2.1 , 22.7 ± 2.6 , 20.7 ± 3.0 y 15.0 ± 2.0 , respectivamente, las distancias restantes tuvieron 7.0 ± 1.4 insectos capturados (Cuadro 12). Por otro lado, en el Caribe, las trampas colocadas a 0 cm, 20 cm y 40 cm del centro de la cama tuvieron el mayor número estadístico de capturas de *B. cockerelli* con una captura promedio por trampa de 24.5 ± 1.5 , 18.5 ± 0.9 y 18.7 ± 1.1 , respectivamente, las distancias restantes tuvieron de 7.0 ± 1.5 a 7.7 ± 1.4 insectos capturados (Tabla 2).

En los ensayos de altura, hubo diferencia significativa entre los tratamientos en ambos chiles, Serrano ($H= 18.603$; $gl = 4$; $p = 0.001$) y Caribe ($H= 22.810$; $gl = 4$; $p \leq 0.001$). Para el Serrano, las trampas colocadas a 0 cm, 20 cm y 40 cm desde la parte superior de la cama tuvieron el mayor número estadístico de *B. cockerelli* capturados con una captura promedio por trampa de 14.9 ± 2.4 , 27.1 ± 4.7 y 15.8 ± 2.8 , respectivamente, el resto alturas tuvieron 7.1 ± 1.2 a 9.6 ± 1.1 insectos capturados (Cuadro 12). Por otro lado, en el Caribe, las trampas colocadas a 0 cm y 20 cm de la parte superior de la cama tuvieron el mayor número estadístico de *B. cockerelli* capturados con una captura promedio de trampa de 15.0 ± 2.0 y 21.6 ± 3.0 , respectivamente, las alturas restantes tuvieron de 4.1 ± 1.2 a 10.8 ± 1.6 insectos capturados (Cuadro 12).

6.4 DISCUSIÓN

El uso de trampas adhesivas amarillas es una de las estrategias de muestreo más fáciles, económicas y efectivas en el tiempo utilizadas para el monitoreo de cultivos de varias plagas importantes en todo el mundo, incluido *Bactericera cockerelli* (Al-Jabr y Cranshaw, 2007; Walker et al., 2011; Yen et al., 2013; Hodge et al., 2019; Sin embargo, la efectividad de las trampas para atrapar el insecto objetivo depende de diferentes aspectos, como el diseño de la trampa, incluidas las características de forma y color del marco, además de la ubicación de la trampa, incluidos los factores

de orientación, distancia lateral y altura; sin embargo, estos pueden variar dentro del cultivo y sistema de producción (Atakan y Canhilal, 2004; Bian et al., 2016, Poboziak et al., 2020; Rubio-Aragón et al., 2023b, 2024). El objetivo de este estudio es evaluar todas estas posibles fuentes de variación en la captura de adultos de *B. cockerelli* en cultivos de chile a campo abierto utilizando trampas adhesivas amarillas con el fin de mejorar y estandarizar los sistemas de captura.

En la primera parte del estudio, los resultados mostraron una preferencia de *B. cockerelli* por las trampas con formas de triángulo, elipse y rectángulo sobre las restantes. Estas tres formas pueden darle a *B. cockerelli* la impresión de ser hojas, y dado que este insecto se alimenta, se aparea y oviposita en estas estructuras vegetales (Sarkar et al., 2023; Wenninger y Rashed, 2024), podría haber desarrollado una preferencia. En estudios similares, Moreno et al. (1984) y Rubio-Aragón et al. (2023), encontraron un mayor número de *Scirtothrips citri* (Thysanoptera: Thripidae) y *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) atrapados en trampas triangulares, rectangulares o elípticas que, en trampas cuadradas, rombos o circulares, sugiriendo que formas de triángulo, rectángulo y elipse pueden ser percibidas como hojas para estos insectos. Por otro lado, Mainali y Lim (2010), y Ren et al. (2020) encontraron un mayor número de *Frankliniella occidentalis* (Thysanoptera: Thripidae) atraídas por trampas circulares que rectangulares y triangulares, indicando que las trampas en forma de círculo podrían darle al insecto la impresión de ser una flor. Hasta donde sabemos, este es el primer estudio que busca evaluar estímulos visuales de *B. cockerelli* hacia formas.

Por otro lado, la adición de un marco de color genera diferentes efectos de contraste en las trampas amarillas según el color utilizado, por ejemplo, la adición de marcos violetas o azules genera un alto contraste de color (Vernon y Gillespie, 1995), tonos oscuros como el verde oscuro o el negro ayudan a los insectos a percibir la reflectancia de la trampa con una mínima interceptación de otras fuentes de reflectancia (Mainali y Kim, 2010), y el amarillo genera un contraste de color mínimo o nulo, pudiendo ser percibido por el insecto junto con la trampa como una pieza (Rubio-Aragón et al., 2023, 2024b). Los resultados mostraron que la adición de un

marco de color afecta la atracción de *B. cockerelli* hacia las trampas amarillas, siendo las trampas con marcos de alto contraste de colores como blanco, azul, rosa y rojo, las que presentan menor número de insectos capturados. Un escenario similar ocurre en Taylor et al. (2013), quienes evaluaron trampas de borde verde con centros amarillo, verde (igual que el borde) y azul, encontraron que las trampas con amarillo y verde tenían sustancialmente mayor *B. cockerelli* en comparación con las trampas con azul, pero no entre ellas, lo que se atribuyó al efecto contrastante que genera cada color, siendo el contraste entre las tonalidades amarillas y verdes utilizadas no suficiente para provocar una respuesta del insecto. Por otro lado, Taylor et al. (2013) recomiendan agregar pegamento a los marcos de las trampas para mejorar las capturas de *B. cockerelli* al aumentar el área total de captura de las trampas.

En la segunda parte del estudio, los resultados mostraron que la captura de *B. cockerelli* no está influenciada por la ubicación de la trampa en ninguna de las cuatro direcciones cardinales principales (norte, sur, este y oeste) en ninguno de los dos cultivos chile en campo abierto. La percepción de los insectos hacia las trampas adhesivas es un reflejo de la luz solar que cambia de acuerdo con la variación angular de la luz incidente originada por la dirección de colocación de la trampa (Bian et al., 2016), y estos resultados indican que este factor no es significativo para *B. cockerelli*, coincidiendo con el resultado encontrado en una actividad estacional en Nueva Zelanda con plantas voluntarias, cultivos comerciales y de prueba de papa al aire libre por Cameron et al. (2009), quienes determinaron que la orientación de las trampas no era un factor de ubicación relevante para capturar adultos de *B. cockerelli* con trampas adhesivas en estos sistemas de producción.

Por otro lado, la distancia lateral de las trampas desde el centro de la cama hacia el espacio entre camas es un factor de colocación poco explorado que permite a las trampas adhesivas ser más accesibles y visibles para los insectos objetivo al explotar su zona de vuelo, que a menudo puede extenderse más allá del follaje de las plantas (Shin et al., 2020). Los resultados indican que las trampas instaladas de 0 a 60 cm desde el centro de la cama hacia el espacio entre camas en el chile Serrano capturaron el mayor número de *B. cockerelli* y para Caribe, fue de 0 a 40 cm. Estos

resultados indican que la captura de *B. cockerelli* se ve afectada por la instalación de trampas dentro del espacio entre camas y varía entre cultivos de chile. El sitio óptimo para la instalación de trampas se ha asociado con los rasgos morfológicos de los cultivos y, para la distancia desde el centro de la cama hacia el espacio entre camas, el ancho del cultivo influye en este parámetro (Rubio-Aragón et al., 2023, 2024b). Las plantas de Serrano tuvieron 71 ± 5 cm de ancho mientras que las de Caribe 59 ± 4 cm, esta diferencia de aproximadamente 12 cm permitió que *B. cockerelli* fuera capturado a mayor distancia en Serrano que en Caribe. Un beneficio adicional del factor de distancia lateral es que las trampas reducen la recolección de escombros de plantas, ya que no se instalan entre las plantas o justo al lado de ellas, lo que se considera una gran desventaja de esta técnica de muestreo (Yen et al., 2013). Hasta ahora se han descrito pocas alternativas para reducir este efecto secundario indeseable, y para *B. cockerelli* una alternativa es el uso de una malla para cubrir la superficie pegajosa de las trampas para reducir la acumulación de desechos, incluidas las estructuras de las plantas y la captura de organismos no objetivo, mejorando la efectividad y vida útil de las trampas (Rubio-Aragón et al., 2023a). Existe un número limitado de estudios que consideran la distancia lateral de las trampas dentro del espacio entre camas para la determinación del sitio óptimo de colocación para trampas adhesivas y para *B. cockerelli* en cultivos de chile a campo abierto hasta donde sabemos, este es el primero estudio que lo considere.

La altura de las trampas es otro factor importante en la ubicación de estas que afecta la captura de los insectos objetivo, incluido *B. cockerelli* (Al-Jabr y Cranshaw, 2007). La ubicación óptima de las trampas está relacionada con el comportamiento biológico del insecto incluyendo refugio, alimentación, oviposición y pupación (Mao et al., 2018; Rubio-Aragón et al., 2023, 2024). Múltiples estudios indican que *B. cockerelli* se puede encontrar en cualquier estrato de la planta; sin embargo, muestra una preferencia significativa por los dos tercios superiores de las plantas (Prager et al., 2014; Tucuch-Haas et al., 2020), incluidos en las de chile (Prager et al., 2012). Nuestros resultados indican que las trampas instaladas de 0 a 40 cm por encima de la parte superior de las camas del chile Serrano capturaron el mayor número de *B. cockerelli* y para Caribe, fue de 0 a 20 cm por encima. Estos resultados indican que

la captura de *B. cockerelli* se ve afectada por la altura de instalación de las trampas y varía entre cultivos de Chile. Para el despliegue óptimo de la altura de la trampa, se ha informado que la altura del cultivo influye en este parámetro (Atakan y Canhilal, 2004; Rubio-Aragón et al., 2023, 2024b). Las plantas de Serrano tuvieron 80 ± 6 cm de altura mientras que las de Caribe 64 ± 7 cm, esta diferencia de aproximadamente 16 cm permitió que *B. cockerelli* fuera capturado a mayor altura en Serrano que en Caribe. Una explicación plausible de por qué el número estadísticamente más bajo de insectos capturados se produjo en las trampas más altas podría deberse a que los adultos de los estratos de plantas bajos y medios se sintieron atraídos por las trampas más cercanas, que eran muy accesibles y visibles gracias al factor de distancia, y, además, los adultos superiores recién emergidos podrían sentirse atraídos a estas alturas debido al colgar de las ramas. Una desventaja importante de las trampas adhesivas es que podrían cubrirse con polvo (Taylor et al., 2013), lo cual es especialmente relevante cuando las trampas se colocan al nivel del suelo o cerca de él; la detección de diferentes alturas puede reducir este posible inconveniente.

En resumen, las trampas adhesivas amarillas triangulares, elipsoides y rectangulares con o sin marco negro o verde oscuro son diseños de trampas eficientes para capturar adultos de *B. cockerelli*. El sitio óptimo de colocación de las trampas varía entre cultivos de Chile según sus características morfológicas, sin embargo, en ambos cultivos la zona de vuelo de *B. cockerelli* se extiende más allá de los límites del follaje, lo que permite instalar las trampas en el espacio entre camas para capturar un mayor número de insecto en las alturas medias-bajas. No se detectó efecto de orientación de los cuatro puntos cardinales principales hacia *B. cockerelli* en ninguno de los cultivos.

Cuadro 11. Colores evaluados con sus correspondientes características tomadas de Encycolorpedia (<https://encycolorpedia.com>).

Color	Código	CMYK	RGB	Reflectancia máxima
Amarillo	FCE53C	0.00, 0.09, 0.76, 0.01	252, 229, 60	573 nm
Rojo	FF2B0C	0.00, 0.83, 0.95, 0.03	255, 43, 12	608 nm
Negro	000000	1.00, 1.00, 1.00, 1.00	0, 0, 0	477 nm
Verde oscuro	034227	0.94, 0.00, 0.41, 0.74	3, 66, 39	524 nm
Lila	BF1697	0.00, 0.88, 0.29, 0.25	191, 22, 135	507 nm
Azul	0DBEE8	0.94, 0.18, 0.00, 0.09	13, 190, 232	484 nm
Verde claro	15A309	0.87, 0.00, 0.94, 0.36	21, 163, 10	549 nm
Verde lima	90F477	0.41, 0.00, 0.51, 0.04	144, 246, 120	553 nm
Blanco	/	0.00, 0.00, 0.00, 0.00	255, 255, 255	0 nm

CMYK = Cyan, Magenta, Yellow y Black (Cian, Magenta, Amarillo y Negro); RGB = Red, Green and Blue (Rojo, Verde y Azul).

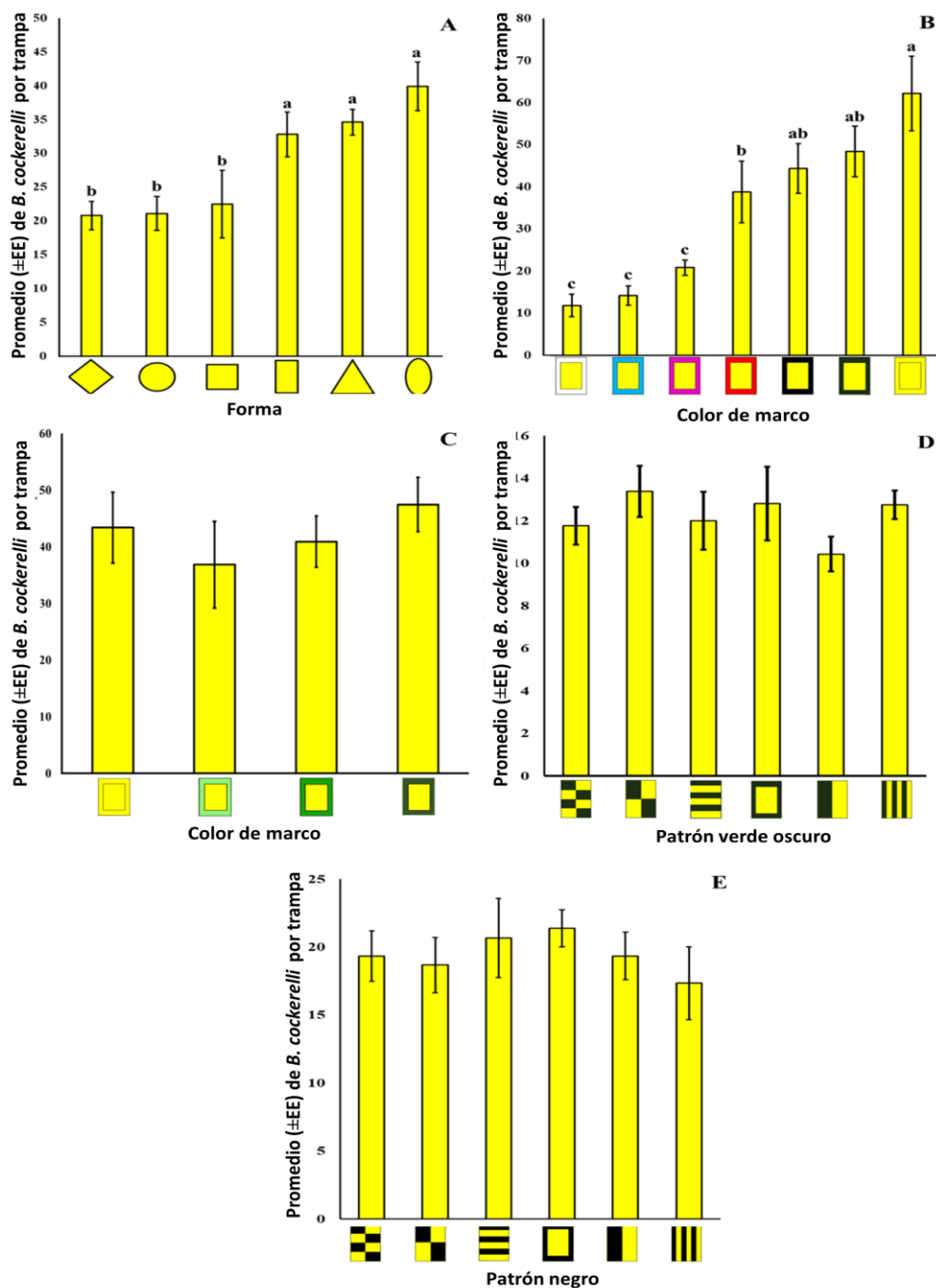


Figura 15. Promedio (\pm EE) del número de *Bactericera cockerelli* capturados por trampa adhesiva con diferente forma (A) y color de marco (B). Barras sin letras y con letras diferentes indican ausencia de diferencia estadística de acuerdo con la prueba de medianas de Dunn ($p \leq 0.05$).

Cuadro 12. Promedio (\pm EE) del número de *Bactericera cockerelli* capturados por trampa adhesiva instalada en diferentes factores de colocación en los cultivos de chile Serrano y Caribe.

		Orientación		Orientación	
		Norte	20.5 \pm 4.3	Norte	41.8 \pm 4.2
		Sur	26.7 \pm 6.5	Sur	32.6 \pm 4.1
		Este	21.6 \pm 4.0	Este	38.6 \pm 3.2
		Oeste	21.0 \pm 3.7	Oeste	38.5 \pm 5.2
		Distancia lateral		Distancia lateral	
		0 cm	22.3 \pm 2.1 a	0 cm	24.5 \pm 1.5 a
Serrano	20 cm	22.7 \pm 2.6 a	Caribe	20 cm	18.5 \pm 0.9 a
	40 cm	20.7 \pm 3.0 a		40 cm	18.7 \pm 1.1 a
	60 cm	15.0 \pm 2.0 ab		60 cm	7.0 \pm 1.5 b
	80 cm	7.0 \pm 1.4 b		80 cm	7.7 \pm 1.4 b
		Altura		Altura	
		0 cm	14.9 \pm 2.4 ab	0 cm	15.0 \pm 2.0 ab
		20 cm	27.1 \pm 4.7 a	20 cm	21.6 \pm 3.0 a
		40 cm	15.8 \pm 2.8 ab	40 cm	10.8 \pm 1.6 b

60 cm	9.6 ± 1.1 b	60 cm	6.4 ± 0.9 bc
80 cm	7.1 ± 1.2 b	80 cm	4.1 ± 1.2 c

Promedios sin letras o letras similares en las columnas indican ausencia de diferencia significativa de acuerdo con la prueba de medianas de Dunn ($p \leq 0.05$).

CAPITULO 7. RESULTADOS Y DISCUSIÓN GENERALES

7.1 TRAMPAS ADHESIVAS AMARILLAS CUBIERTAS CON MALLAS DE TUL RÍGIDO DE NAILON DE DIFERENTES COLORES Y TAMAÑOS PARA LA CAPTURA DE *Bemisia tabaci* Y *Bactericera cockerelli*, LIMPIEZA DE LAS TRAMPAS Y CAPTURA DE ORGANISMOS NO DESEADOS

1. La captura de la mosca blanca *Bemisia tabaci* Gennadius (Hemiptera: Aleyrodidae) y el pulgón saltador o paratrioza *Bactericera cockerelli* Šulc (Hemiptera: Triozidae) con trampas adhesivas amarillas cubiertas con malla de tul rígido de nailon se ve influenciada por el color de está siendo para ambos insectos el color el amarillo el único que no difirió significativamente de las trampas descubiertas utilizadas como control. Estos resultados se pueden deber a que el color de la malla contrasta con el color de la trampa amarilla, afectando la percepción de ambos insectos lo cual es un efecto relevante en insectos con una fuerte reacción visual como lo son *B. tabaci* (Kim y Lim, 2011) y *B. cockerelli* (Taylor et al., 2014). Al elegir un color de malla similar al de la trampa, el contraste entre trampa y malla se reduce drásticamente lo que no altera la captura de ambas especies.

2. El tamaño de malla es otra característica importante al momento de elegir la malla que cubrirá la trampa (Sétamou et al., 2019). Para el caso de *B. tabaci* no hubo diferencia significativa entre los tres diferentes tamaños de ranuras utilizados [grande (forma de rombo que mide 3 mm de largo cada diagonal y 4.5 mm² de área) mediana (forma hexagonal con 1 mm de largo cada uno y 2.6 mm² de área) y pequeña (forma de rombo que mide 1 mm de largo cada diagonal y 0.5 mm² de área)] y para *B. cockerelli*, el similar valor estadístico de insectos capturados a las trampas descubiertas fue generado por las mallas de tamaño mediano y grande. Estos resultados se deben a que los insectos tienen diferentes tamaños, el cuerpo adulto de *B. cockerelli* mide 1.5-2.0 mm de largo y 0.5 mm de ancho (Liu y Trumble, 2007; Vargas-Madríz et al., 2013) mientras que *B. tabaci* 0.8-1.0 mm de longitud (Basu,

2019), además, al ser insectos de cuerpo blando, no es necesario que todo el cuerpo del insecto quede adherido al espacio pegajoso que se forma dentro de la ranura.

3. El uso de malla de tul rígido de nailon de color amarillo y con una ranura mediana (forma hexagonal con 1 mm de largo cada uno y 2.6 mm² de área) permite a las trampas adhesivas amarillas aumentar su vida útil y efectividad. En ambos estudios realizados las trampas cubiertas con esta malla tuvieron significativamente una mayor limpieza en comparación con las trampas descubiertas esto de acuerdo con la escala visual empleada. El cubrir las trampas con malla limita la superficie pegajosa de las mismas lo cual hace que organismos y escombros grandes suelen no adherirse a la misma (Sétamou et al., 2019). Sin embargo, la cantidad y tipología de organismos y desechos involucrados en el sitio de instalación puede influir en la limpieza de las trampas, sin embargo, en todos los casos la limpieza de las trampas cubiertas con mallas fue significativamente mejor que las descubiertas.

4. Dentro de los organismos no deseados que se disminuye y/o evitan capturar las trampas adhesivas amarillas cubiertas con malla de tul rígido de nailon de color amarillo y con una ranura mediana (forma hexagonal con 1 mm de largo cada uno y 2.6 mm² de área) se encuentran insectos benéficos como abejas e insectos depredadores de *B. tabaci* y *B. cockerelli* como catarinas y crisopas (MacDonald et al., 2015; Sarkar et al., 2023). Esta reducción en la captura de estos insectos permite a las trampas adhesivas ser una alternativa de monitoreo en agroecosistemas donde *B. tabaci* y/o *B. cockerelli* sean problema y se realicen liberaciones de polinizadores. Por otro lado, a su vez permite mayor compatibilidad en ser utilizadas como método de control masivo con el uso de depredadores.

7.2 TRAMPAS ADHESIVAS CON DIFERENTE DISEÑO (FORMA Y MARCO DE COLOR) E INSTALACIÓN (ORIENTACIÓN, DISTANCIA LATERAL Y ALTURA) PARA LA CAPTURA DE *Bemisia tabaci*, *Bactericera cockerelli* Y *Anthonomus eugenii* EN CHILES A CAMPO ABIERTO

1. La captura de *B. tabaci* y *B. cockerelli* se ve influenciada significativamente por la figura geométrica de la trampa adhesiva, siendo las trampas amarillas con forma de

triángulo, elipse y rectángulo estadísticamente las mejores en comparación con las trampas con forma de círculo, rombo y cuadrado; mientras que para *Anthonomus eugenii* (Coleoptera: Curculionidae) Cano no se determinó efecto significativo entre figuras de trampas. La atracción de los insectos hacia trampas con cierta figura geométrica se ha reportado en diferentes especies como *Scirtothrips citri* hacia trampas triangulares, rectangulares y elípticas, y *Frankliniella occidentalis* hacia trampas circulares, atribuyendo dichas preferencias a los hábitos de los insectos hacia ciertas partes de las plantas como hojas y flores, respectivamente. Dado que *B. tabaci* y *B. cockerelli* se alimentan y ovipositan en hojas de las plantas pudieron haber desarrollado una preferencia hacia las figuras triangulares, rectangulares y elípticas las cuales pueden ser percibidas como hojas en comparación sobre estructuras circulares, rombos y cuadradas, las cuales probablemente sean percibidas como estructuras reproductivas (flores y frutos) (Mainali y Lim, 2010). Para *A. eugenii*, quien su alimentación no se restringe a una sola estructura vegetal (Chabaane et al., 2021; Rubio-Aragón et al., 2021b, 2022a), la falta de preferencia hacia cierta figura se puede deber a esta razón y/o a que es un insecto que utiliza diferentes estímulos para localizar a su hospedero como como las visuales y olfativos, incluidos una feromona de agregación producida por el macho y volátiles vegetales (Eller et al., 1994; Adesso et al., 2009, 2011), por lo cual no ha necesitado el desarrollo de una preferencia hacia cierta forma. Las trampas amarillas de forma triángulo, rectangular y elipse son diseños óptimos para la captura de los adultos de *B. tabaci*, *B. cockerelli* y *A. eugenii*.

2. La captura de *B. tabaci*, *B. cockerelli* y *A. eugenii* se ve influenciada significativamente por la adición de un marco cromático a las trampas adhesivas amarillas de acuerdo con el color utilizado. Para *B. tabaci* los colores de marco negro y amarillo son óptimos para la captura del insecto, mientras que para *B. cockerelli* y *A. eugenii* son el verde oscuro, negro y amarillo. El añadir un marco de color genera diferentes contrastes con las trampas amarillas de acuerdo con el color utilizado, al agregar colores claros como azul o violeta genera un alto efecto, mientras que al usar colores oscuros como verde o negro ayuda a que los insectos reciban menos interferencia de otras fuentes de reflectancia y perciban de mejor manera la trampa

amarilla, además, al combinar las trampas amarillas con un marco amarillo lo que se genera es un mínimo o nulo contraste, pudiéndose percibir por los insectos como una única pieza (trampa) y al ser de mayor tamaño puede ser vista desde más lejos (Döring et al., 2004; Mainali y Lim, 2010; Kim y Lim, 2011). Las trampas amarillas con borde de color negro y/o sin borde debido a la falta de contraste entre el color amarillo del borde y la trampa, son diseños óptimos para la captura de los adultos de *B. tabaci*, *B. cockerelli* y *A. eugenii*.

3. La captura de *B. tabaci*, *B. cockerelli* y *A. eugenii* no se ve influenciada significativamente por la instalación de las trampas adhesivas amarillas hacia los cuatro puntos cardinales principales (norte, sur, este y oeste). La percepción de la trampa por parte de los insectos está en función de la luz solar reflejada y cambia en función de la del ángulo en la que es recibida (Bian et al., 2016). Cualquiera de los cuatro puntos cardinales principales es óptimo para la captura de adultos de *B. tabaci*, *B. cockerelli* y *A. eugenii*.

5. La captura de *B. tabaci*, *B. cockerelli* y *A. eugenii* se ve influenciada por la distancia lateral de las trampas adhesivas desde el centro de las camas hacia el espacio entre estas variando entre los diferentes ensayos realizados. Para *B. tabaci* la instalación de las trampas a 0, 20 y 40 cm capturaron el mayor número significativo de insectos en un cultivo de chile Anaheim durante su desarrollo vegetativo desde la plantación del cultivo hasta antes de iniciar su etapa reproductiva; mientras que, en la etapa de floración, las distancias con el mayor número estadístico de insectos fueron 0, 20, 40 y 60 cm. Para la etapa de fructificación del chile Anaheim, el mayor número estadístico de *B. tabaci* fue, 20, 40 y 60 cm similares a los de floración, y en los casos particulares de los dos insectos restantes, las evaluaciones se hicieron en la etapa de fructificación, pero en diferentes tipologías. Para *B. cockerelli* en chile Serrano (71.0 ± 5.0 cm de ancho), las trampas colocadas a 0 cm, 20 cm, 40 cm y 60 cm al lado del centro de la cama tuvieron el número estadísticamente más alto de insectos capturados y en chile Caribe (59.0 ± 4.0 cm de ancho) fueron las trampas colocadas a 0, 20 y 40 cm. En el caso de *A. eugenii*, las tipologías se categorizaron de acuerdo con su anchura, en los

chiles estrechos ($54-65 \pm 5$ cm) las trampas instaladas a 0 y 20 cm al lado del centro del lecho el mayor número de insectos, mientras que, para los chiles anchos ($77-81 \pm 7$ cm) fueron las trampas a 0, 20 y 40 cm. Estos resultados indican que la instalación entre el espacio entre camas es un factor importante que influye significativamente en la captura de estos tres insectos. Sí bien las distancias difieren entre etapas fenológicas, insectos y tipologías de chile debido a las características únicas de cada factor, el escenario que se repite en todos los casos es que el área de captura de los insectos se extiende más allá de los límites del área foliar de las plantas hacia el espacio entre camas. Para poder capturar correctamente los tres insectos y obtener los beneficios de la distancia lateral como mayor visibilidad y accesibilidad de los insectos hacia las trampas, así como menos captura de escombros vegetales se recomienda que las trampas se instales justo aun lado de los límites del follaje de las plantas de chile y en caso de ser necesario se pueden manipular las plantas para evitar que estén en contacto directo con las trampas.

6. La captura de *B. tabaci*, *B. cockerelli* y *A. eugenii* se ve influenciada por la altura de las trampas adhesivas desde la parte superior de las camas variando entre los diferentes ensayos realizados. Para *B. tabaci* las trampas instaladas a 0 cm de altura desde la parte superior de la cama fue el mejor sitio de instalación para el cultivo de chile Anaheim en su etapa de desarrollo vegetativo, mientras que para floración y fructificación fue a 0 y 20 cm de altura. Para el caso de los dos insectos restantes, las evaluaciones de altura se hicieron únicamente en la etapa de fructificación de los cultivos. Para *B. cockerelli* en chile Serrano (80.0 ± 6.0 cm de alto) las trampas colocadas a 0 cm, 20 cm y 40 cm de altura desde la parte superior de la cama el número estadísticamente más alto de insectos capturados y en chile Caribe (y 64.0 ± 7.0 cm de alto) fueron las trampas colocadas a 0 y 20 cm. En el caso de *A. eugenii*, las diferentes tipologías se categorizaron de acuerdo con su altura, en los chiles chicos ($62-64 \pm 6$ cm) las trampas instaladas a 20 y 40 cm de altura desde la parte superior de la cama capturaron el mayor número de insectos mientras que, para los medianos ($78-82 \pm 8$ cm) fueron las trampas a 40 y 60 cm, y para los altos ($90-92 \pm 9$ cm), las instaladas a 40, 60 y 80 cm de altura. Estos resultados indican que la altura es un factor de ubicación importante que influye significativamente en la captura de

los tres insectos, influyendo diferentes aspectos como la etapa fenológica y características morfológicas de los chiles como altura del cultivo, y los hábitos de cada insecto. Desafortunadamente no hay altura donde coincidan los tres insectos, en cultivos con una altura aproximada de 60 cm es posible atrapar *B. tabaci* y *B. cockerelli* al instar las trampas adhesivas a una altura de 0 cm sobre la parte superior de la cama con el borde inferior de las trampas a esta altura, y para el caso de cultivos con una altura aproximada de 70-80 cm se recomienda instalar los bordes inferiores de las trampas a 0 o 20 cm sobre la parte superior de las camas. Por otro lado, es posible atrapar *B. cockerelli* y *A. eugenii* en una misma altura, para el caso de cultivos con aproximadamente 60 cm los bordes de las trampas deben instalarse 20 cm sobre la parte superior de la cama, para cultivos con aproximadamente 80 cm los bordes inferiores de las trampas deben ser colocados 40 cm sobre la parte superior de la cama y para los cultivos de aproximadamente 90-100 cm a 60 cm.

CAPITULO 8. CONCLUSIONES

El cubrir las trampas adhesivas con malla de tul rígido de nailon reduce la captura de organismos y desechos no deseados, incrementando la vida útil de estas. El color y tamaño de la ranura de la malla son características importantes para considerar al evitar reducir las capturas de los insectos plaga objetivo. Para el caso de *Bemisia tabaci* y *Bactericera cockerelli* las trampas adhesivas amarillas cubiertas con malla de tul rígido de nilón de color amarillo y con una ranura hexagonal con un área de 2.6 mm² no reducen significativamente la captura de ambos insectos e incrementan estadísticamente su limpieza y vida útil.

El diseño de las trampas adhesivas amarillas influye en la captura de *Bemisia tabaci*, *Bactericera cockerelli* y *Anthonomus eugenii*. Las trampas adhesivas con forma geométrica triangular, rectangular y elíptica son formas adecuadas para la captura de los tres insectos. Por otro lado, las trampas adhesivas amarillas con o sin marco de color negro son diseños eficientes para la captura de los tres insectos. Mientras que la adición de un marco de color verde oscuro no disminuye la captura de *B. cockerelli* y *A. eugenii*, y para *B. tabaci* no ha sido evaluado.

Instalar las trampas adhesivas amarillas hacia cualquiera de los cuatro puntos cardinales principales en cultivos de chile bajo condiciones de campo abierto no afecta la captura de *B. tabaci*, *B. cockerelli* y *A. eugenii*.

Instalar las trampas adhesivas en el espacio entre camas es un factor de instalación importante que influye en la captura de *B. tabaci*, *B. cockerelli* y *A. eugenii*, sin embargo, existen diferentes distancias para estos. Para la captura de cualquiera de los tres insectos, se recomienda instalar las trampas aun lado de los límites del follaje de las plantas de chile. Las investigaciones realizadas en el presente trabajo son los primeros reportes a nivel mundial de la evaluación de este factor en el cultivo de chile y para *B. tabaci*, *B. cockerelli* y *A. eugenii*.

La altura de instalación de las trampas adhesivas influye en la captura de *B. tabaci*, *B. cockerelli* y *A. eugenii*. La captura de los tres insectos está influenciada por

la altura del cultivo, la cual a su vez depende de la etapa fenológica y las características del cultivar utilizado. Para *B. tabaci* se recomienda instalar las trampas adhesivas en la parte inferior del cultivo justo por encima de la parte superior de la cama. Respecto a *B. cockerelli*, se recomienda la instalación de las trampas adhesivas dentro de los dos tercios inferiores de la altura de la planta. Para *A. eugenii*, se recomienda instalar las trampas justo por debajo del dosel de la planta.

CAPITULO 9. LITERATURA CITADA

- Addesso, K. M. and H. J. McAuslane. 2009. Pepper weevil attraction to volatiles from host and nonhost plants. *Environ. Entomol.* 38:216-224
- Addesso, K. M, H. J. McAuslane and H. T. Alborn. 2011. Attraction of pepper weevil to volatiles from damaged pepper plants. *Entomol. Exp. Appl.* 138:1-11
- Al-Aloosi, A. N. S, H. A. M. Al-Anbaki and S. H. Kamil. 2020. Host plant resistance, chili pepper to whitefly, *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Hemiptera: Aleyrodidae) in field. *Int. J. Agricult. Stat. Sci.* 16:103-106
- Al-Jabr, A. M., and W. S. Cranshaw. 2007. Trapping tomato psyllid, *Bactericera cockerelli* (Sulc) (Hemiptera: Psyllidae), in greenhouses. *Southwestern Entomologist* 32(1):25-30. <https://doi.org/10.3958/0147-1724-32.1.25>.
- Atakan, E. and R. Canhilal. 2004. Evaluation of yellow sticky traps at various heights for monitoring cotton insect pests. *J. Agric. Urban Entomol.* 21:15-24.
- Avendaño-Meza F., S. Parra-Terraza, J. L. Corrales-Madrid y P. Sánchez-Peña. (2015). Resistencia a insecticidas en tres poblaciones de picudo del chile (*Anthonomus eugenii* Cano) en el estado de Sinaloa, México. *Fitosanidad* 19:193-199.
- Basu, A. N. (2019) *Bemisia tabaci* (Gennadius): crop pest and the principal whitefly vector of plant viruses. Editorial Taylor & Francis, Estados Unidos de America.
- Bian, L., P. X. Yang, Y. J. Yao, Z. X. Luo, X. M. Cai and Z. M. Chen. 2016. Effect of trap color, height, and orientation on the capture of yellow and stick tea thrips (Thysanoptera: Thripidae) and nontarget insects in tea gardens. *Journal of Economic Entomology* 109(3):1241-1248. <https://doi.org/10.1093/jee/tow007>
- BioBee. 2023. Traps. <https://www.biobee.com/solutions/traps/#cdproduct>
- Blackmer, J. L., D. N. Byrne and Z. Tu. 1995. Behavioral, morphological, and physical traits associated with migratory *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae). *J. Insect Behav.* 8:251-267.
- Böckmann, E., A. Pfaff, M. Schirrmann and M. Pflanz. 2021. Rapid and low-cost insect detection for analyzing species trapped on yellow sticky traps. *Scientific Reports* 11(1):10419.

- Bravo-Lozano, A. G., G. Galindo-González y D. M. Amador-Ramírez. 2006. Tecnología de producción de chile seco. Libro técnico No. 5 CIRNOC – INIFAP. Campo experimental Zacatecas. México
- Buragohain, P., D. K. Saikia, B. C. Dutta and R. N. Borkakati. 2017. Influence of colours and height of the sticky traps against sucking pests of Bhut Jolokia, *Capsicum chinense* Jacq. *Research on Crops* 18(1):145-152.
- Caicedo, J., M. Vallejo, L. Simbaña and L. I. Rivera. 2020. First report of '*Candidatus Liberibacter solanacearum*' causing leaf discoloration and wilting in tamarillo and cape gooseberry in Ecuador. *New Disease Reports* 41:30-30. <https://doi.org/10.51977j.2044-0588.2020.041.030>
- Cameron, P. J., M. R. Surrey, P. J. Wigley, J. A. D. Anderson, D. E. Hartnett and A. R. Wallace. 2009. Seasonality of *Bactericera cockerelli* in potatoes (*Solanum tuberosum*) in South Auckland, New Zealand. *New Zealand Journal of Crop and Horticultural Science* 37(4):295-301.
- Capinera, J. L. 2002. Pepper weevil, *Anthonomus eugenii* Cano (Insecta: Coleoptera: Curculionidae). Estados Unidos de América.
- Castle, S., J. Palumbo and N. Prabhaker. 2009. Newer insecticides for plant virus disease management. *Virus Res.* 141:131-139.
- Castillo-Carrillo, C., Z. Fu and D. Burckhardt. 2019. First record of the tomato potato psyllid *Bactericera cockerelli* from South America. *Bulletin of Insectology* 72(1).
- Chabaane, Y., M. Haseeb and B. Benrey. 2021. Domestication of chili pepper has altered fruit traits affecting the oviposition and feeding behavior of the pepper weevil. *Insects* 12:630.
- Crosslin, J. M., P. B. Hamm, J. E. Eggers, S. I. Rondon, V. G. Sengoda and J. E. Munyaneza. 2012. First report of zebra chip disease and *Candidatus Liberibacter solanacearum* on potatoes in Oregon and Washington State. *Plant Disease*. <https://doi.org/10.1094/PDIS-10-11-0894>
- Cuellar, M. E. y F. J. Morales. 2006. La mosca blanca *Bemisia tabaci* (Gennadius) como plaga y vector de virus en frijol común (*Phaseolus vulgaris* L.). *Rev. Col. Entomol.* 32(1):1-9.

- Djaman, K., C. Higgins, S. Begay, K. Koudahe, S. Allen, K. Lombard and M. O'Neill. 2019. Seasonal Occurrence of Potato Psyllid (*Bactericera Cockerelli*) and Risk of Zebra Chip Pathogen (*Candidatus Liberibacter Solanacearum*) in Northwestern New Mexico. *Insects* 11(1): 3. <https://doi.org/10.3390/insects11010003>
- Döring, T. F., S. M. Kirchner, S. Kühne and H. Saucke. 2004. Response of alate aphids to green targets on coloured backgrounds. *Entomol. Exp. Appl.* 113:53-61. <https://doi.org/10.1111/j.0013-8703.2004.00208.x>
- Dreistadt, S. H., J. P. Newman and K. L. Robb. 1998. Sticky trap monitoring of insect pests. vol. 21572 University of California, Division of Agriculture and Natural Resource Publication.
- Eller, F. J., R. J. Bartelt, B. S. Shasha, D. J. Schuster, D. G. Riley, P. A. Stansly, T. F. Mueller, K. D. Shuler, B. Jhonson, J. H. Davis and C. A. Sutherland. 1994. Aggregation pheromone for the pepper weevil, *Anthonomus eugenii* Cano (Coleoptera: Curculionidae): identification and field activity. *J. Chem. Ecol.* 20:1537-1555
- Elmore, J. C., A. C. Davis and R. E. Campbell. 1934. The pepper weevil. Washington D.C, Estados Unidos de América.
- Fernández, D. C., S. L. VanLaerhoven, C. McCreary and R. M. Labbé. (2020). An overview of the pepper weevil (Coleoptera: Curculionidae) as a pest of greenhouse peppers. *J. Integr. Pest. Manage.* 11:26.
- Gamarra, H., N. Mujica, P. Carhuapoma, J. Kreuze, and J. Kroschel. 2016. Sweetpotato white fly, *Bemisia tabaci* (Gennadius 1989) (Biotype B). Pest distribution and risk atlas for Africa. Potential global and regional distribution and abundance of agricultural and horticultural pests and associated biocontrol agents under current and future climates. International Potato Center (CIP), 85-99.
- George D. y P. Mallery. 2019. IBM SPSS statistics 26 step by step: A simple guide and reference. Routledge.

- Ghosh, S. and M. Ghanim. 2021. Factors determining transmission of persistent viruses by *Bemisia tabaci* and emergence of new virus–vector relationships. *Viruses* 13:1808.
- Gilbertson, R. L., M. Rojas and E. Natwick. (2011). Development of integrated pest management (IPM) strategies for whitefly (*Bemisia tabaci*)-transmissible geminiviruses. En: Thompson W. M. O. (ed) *The Whitefly, Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) Interaction with Geminivirus-Infected Host Plants. Dordrecht, Países Bajos, pp 323–356.
- Gill, G. 2006. Tomato psyllid detected in New Zealand. *Biosecurity*, 69:10–11.
- Gu, X. S., W. J. Bu, W. H. Xu, Y. C. Bai, B. M. Liu, T. X. Liu. 2008. Population suppression of *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) using yellow sticky traps and *Eretmocerus* nr. *rajasthanicus* (Hymenoptera: Aphelinidae) on tomato plants in greenhouses. *Insect Sci.* 15:263-270. <https://doi.org/10.1111/j.1744-7917.2008.00209.x>
- Hashem, M. M., A. F. Abou Hadid and A. S. El-Beltagy. 1991. Studies on the germination ability and seedling growth on pepper (*Capsicum annuum*) growing in Egypt at high salinity. *Egypt J. Hort.* 18:87-94
- Hernández-Espinal, L. A., I. Enríquez-Verdugo, C. M. Melgoza-Villagómez, J. E. Retes-Manjarrez, S. Velarde-Félix, P. J. Linares-Flores y J. A. Garzón-Tiznado. 2018. Análisis filogenético y distribución de Begomovirus en el cultivo del Chile (*Capsicum annuum* L.) en Sinaloa, México. *Revista Fitotecnia Mexicana* 41:149-157. <https://doi.org/10.35196/rfm.2018.2.149-157>
- Hernández-Verdugo, S., P. Davila-Aranda y K. Oyama. 1999. Síntesis del conocimiento taxonómico, origen y domesticación del género *Capsicum*. *Bol. Soc. Bot. Mex.* 64:65-84.
- Hernández, V. S. 2018. El chile silvestre: ecología, evolución y genética. Editorial Colegio de Postgraduados, México.
- He, Z., J. F. Guo, S. R. Reitz, Z. R. Lei and S. Y. Wu. 2020. A global invasion by the thrip, *Frankliniella occidentalis*: current virus vector status and its management. *Insect sci.* 27:626-645

- Hodge, S., J. Bennetta, C. N. Merfield and R. W. Hofmann. 2019. Effects of sticky trap colour, UV illumination and within-trap variation on tomato potato psyllid captures in glasshouses. *New Zealand Journal of Crop and Horticultural Science* 47(1):48-62. <https://doi.org/10.1080/01140671.2018.1508043>
- Horowitz, A. R. 1986. Population dynamics of *Bemisia tabaci* (Gennadius): with special emphasis on cotton fields. *Agr. Ecosyst. Environ.* 17:37-47. [https://doi.org/10.1016/0167-8809\(86\)90025-3](https://doi.org/10.1016/0167-8809(86)90025-3)
- Hou, M. L., W. Lu and J. H. Wen. 2006. Trap catches and control efficiency of *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) adults in greenhouse by yellow sticky traps. *Sci. Agric. Sin.* 39:1934-1939.
- Hunziker, A. T. 1979. South American Solanaceae: a synoptic survey. En: Hawkes J.K., Lester R.L. y Skeleling A.D. (Eds) *Biology and taxonomy of Solanaceae*. Academic Press. Estados Unidos de America.
- Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias (INIFAP). 2010. *Guía Técnica para El Área De influencia Del Campo Experimental Valle de Culiacán*. ISBN: 978-607-425-431-0
- Jones, D. R. 2003. Plant Viruses Transmitted by Whiteflies. *Eur. J. Plant Pathol.* 109:195-219. <https://doi.org/10.1023/A:1022846630513>
- Kanakala S. and M. Ghanim. 2019. Global genetic diversity and geographical distribution of *Bemisia tabaci* and its bacterial endosymbionts. *PLoS One* 14:e0213946. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0213946>
- Kheirodin, A., A. M. Simmons, J. C. Legaspi, E. E. Grabarczyk, M. D. Toews, P. M. Roberts, J. Chong, W. E. Snyder and J. M. Schmidt. 2020. Can Generalist Predators Control *Bemisia tabaci*? *Insects* 11:823. <https://doi.org/10.3390/insects11110823>
- Kim, S. and U. T. Lim. 2011. Evaluation of a modified sticky card to attract *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) and a behavioural study on their visual response. *Crop Prot.* 30:508-511. <https://doi.org/10.1016/j.cropro.2010.12.016>
- Klein, M. L. and S. I. Rondon. 2019. Captures of *Bactericera cockerelli* (Šulc) (Hemiptera: Triozidae) Adults Affected by the Presence of Volunteer Potatoes (*Solanum tuberosum* L.). *Am. J. Potato Research* 96:285–293.

- Knapp, M., E. Palevsky and E. Rapisarda. 2020. Insect and mite pests. En Gullino M. L., R. Albajes and P. C. Nictot (eds) Integrated Pest and Disease Management in Greenhouse Crops, 2nd edn. Springer, Suiza, pp 101-146.
- Koppert (2023) Sticky traps. <https://www.koppert.com/>
- Lapchin, L and D. Shtienberg D. 1999. Sampling and monitoring pests and diseases. In Albajes R., Guillino M. L., van Lenteren J. C. and Elad Y. (eds) Integrated pest and disease management in greenhouses crops. Kluwer Academic Publishers. ISBN 0-7923-5631-4
- Lin, H., B. Lou, J. M. Glynn, H. Doddapaneni, E. L. Civerolo, C. Chen, Y. Duan, L. Zhou and C. M. Vahling. 2011. The complete genome sequence of 'Candidatus Liberibacter solanacearum', the bacterium associated with potato zebra chip disease. PLoS One 6(4):e19135. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0019135>
- Liu, D. and J. T. Trumble. 2007. Comparative fitness of invasive and native populations of the potato psyllid (*Bactericera cockerelli*). Entomologia experimentalis et applicata 123(1):35-42. <https://doi.org/10.1111/j.1570-7458.2006.00521.x>
- Lu Y., Y. Bei and J. Zhang. 2012. Are yellow sticky traps an effective method for control of sweetpotato whitefly, *Bemisia tabaci*, in the greenhouse or field?. J. Insect Sci. 12:113. <https://doi.org/10.1673/031.012.11301>
- Mainali, B. P. and U. T. Lim. 2010. Circular yellow sticky trap with black background enhances attraction of *Frankliniella occidentalis* (Pergande) (Thysanoptera: Thripidae). Appl. Entomol. Zool. 45:207-213. <https://doi.org/10.1673/031.012.11301>
- Mao, L., Y. Chang, F. Yang, L. Zhang, Y. Zhang and H. Jiang. 2018. Attraction effect of different colored cards on thrips *Frankliniella intonsa* in cowpea greenhouses in China. Sci. Rep. 8:1-6. <https://doi.org/10.1038/s41598-018-32035-8>
- Maredia, K. M., S. H. Gage, D. A. Landis and T. M. Wirth. 1992. Visual response of *Coccinella septempunctata* (L.), *Hippodamia parenthesis* (Say), (Coleoptera: Coccinellidae), and *Chrysoperla carnea* (Stephens), (Neuroptera:

- Chrysopidae) to colors. *Biol. Control* 2:253-256. [https://doi.org/10.1016/1049-9644\(92\)90067-N](https://doi.org/10.1016/1049-9644(92)90067-N)
- Melgoza-Villagómez, C. M., C. D. R. León-Sicairos, J. A. López-Valenzuela, L. A. Hernández-Espinal, S. Velarde-Félix, S. y J. A. Garzón-Tiznado. 2018. Presencia de *Candidatus Liberibacter solanacearum* en *Bactericera cockerelli* Sulc asociada con enfermedades en tomate, chile y papa. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*. <https://doi.org/10.29312/remexca.v9i3.267>
- Moreno, D. S., W. A. Gregory and L. K. Tanigoshi. 1984. Flight response of *Aphytis melinus* (Hymenoptera: Aphelinidae) and *Scirtothrips citri* (Thysanoptera: Thripidae) to trap color, size, and shape. *Environ. Entomol.* 13:935-940. <https://doi.org/10.1093/ee/13.4.935>
- Nair, I. J., S. Sharma and P. S. Shera. 2021. Impact of sticky traps of different colours and shapes against sucking pests of tomato under protected conditions: a randomized controlled trial. *Int. J. Trop. Insect Sci.* 1-8. <https://doi.org/10.1007/s42690-021-00453-3>
- Naranjo, S. E., S. J. Castle, P. J. de Barro and S. S. Liu. 2010. Population dynamics, demography, dispersal and spread of *Bemisia tabaci*. En: Stansly P. A. and Naranjo S. E. (eds) *Bemisia: bionomics and management of a global pest*. Dordrecht, Países Bajos, pp 185-226
- Ohnesorge B and G. Rapp. 1986. Monitoring *Bemisia tabaci*: a review. *Agr. Ecosyst. Environ.* 17:21-27. [https://doi.org/10.1016/0167-8809\(86\)90023-X](https://doi.org/10.1016/0167-8809(86)90023-X)
- Organismo Internacional Regional de Sanidad Agropecuaria (OIRSA). 2015. El psílido de la papa y tomate *Bactericera* (=Paratrioza) *cockerelli* (Sulc) (Hemiptera: Triozidae): ciclo biológico; la relación con las enfermedades de las plantas y la estrategia del manejo integrado de plagas en la región del OIRSA. Corporativo Editorial Tauro S.A. de C.V. El Salvador.
- Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura (FAO). 2023. Valor de la producción agrícola. <https://www.fao.org/faostat/es/#data>
- Palaniswami, M. S. 2020. *Bemisia tabaci* (Gennadius) as vector of plant viruses. En: Awasthi L. P. (ed) *Applied Plant Virology: Advances, Detection and Antiviral Strategies*. Cambridge, Reino Unido, pp 335-347

- Parajulee, M. N. and J. E. Slosser. 2003. Potential of yellow sticky traps for lady beetle survey in cotton. *J. Econ. Entomol.* 96:239-245. <https://doi.org/10.1093/jee/96.1.239>
- Pickersgill, B. 1984. Migration of chili pepper, *Capsicum* spp. in the Americas. En: Stone D. (Ed) *Papers of the Peabody Museum of Archeology and Ethnology*, vol. 76. Harvard University Press. Estados Unidos de America.
- Pobozniak, M, K. Tokarz and K. Musynov. 2020. Evaluation of sticky trap colour for thrips (Thysanoptera) monitoring in pea crops (*Pisum sativum* L.). *J. Plant. Dis. Prot.* 127:307-321. <https://doi.org/10.1007/s41348-020-00301-5>
- Prager, S. M., C. D. Butler and J. T. Trumble. 2012. A sequential binomial sampling plan for potato psyllid (Hemiptera: Triozidae) on Bell pepper (*Capsicum annum*). *Pest management science*, 69(10):1131-1135.
- Prager, S. M., C. D. Butler and J. T. Trumble. 2014. A binomial sequential sampling plan for *Bactericera cockerelli* (Hemiptera: Triozidae) in *Solanum lycopersicum* (Solanales: Solanaceae). *Journal of Economic Entomology*, 107(2):838-845.
- Qiao, M., J. Lim, C. W. Ji, B. K. Chung, H. Y. Kim, K. B. Uhm, C. S. Myung, J. Cho and T. S. Chon. 2008. Density estimation of *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) in a greenhouse using sticky traps in conjunction with an image processing system. *J. Asia-Pac. Entomol.* 11:25-29. <https://doi.org/10.1016/j.aspen.2008.03.002>
- Qureshi, J. and B. C. Kostyk. 2020. Insecticidal control of pepper weevil on jalapeño pepper, spring 2019. *Arthropod Manage Tests* 45:tsaa027.
- Ren X, S. Wu, Z. Xing, R. Xu, W. Cai and Z. Lei. 2020. Behavioral responses of western flower thrips (*Frankliniella occidentalis*) to visual and olfactory cues at short distances. *Insects* 11:177
- Retes-Manjarrez, J. E., S. Hernández-Verdugo, B. Pariaud, L. A. Hernández-Espinal, S. Parra-Terraza, D. L. Trejo-Saavedra, R. F. Rivera-Bustamante and J. A. Garzón-Tiznado. 2018. Resistance to Pepper huasteco yellow vein virus and its heritability in wild genotypes of *Capsicum annum*. *Botanical Sciences* 96:52-62. <https://doi.org/10.17129/botsci.1029>

- Riley, D. G. and D. J. Schuster. 1994. Pepper weevil adult response to colored sticky traps in pepper fields. *Southwestern Entomologist* 19:93-107.
- Riley, D. G., D. J. Schuster and C. S. Barfield. 1992. Sampling and dispersion of pepper weevil (Coleoptera: Curculionidae) adults. *Environ. Entomol.* 21:1013-1021.
- Riley, D. and J. A. N. Sparks. 1995. The pepper weevil and its management. Texas, Estados Unidos de América.
- Rodriguez-Saõna, C. R., J. A. Byers and D. Schiffhaeur. 2012. Effect of trap color and height of captures on blunt-nosed and sharp-nosed leafhoppers (Hemiptera: Cicadellidae) and non-target arthropods in cranberry bogs. *Crop Prot.* 40:132-144. <https://doi.org/10.1016/j.cropro.2012.05.005>
- Rojas-Martínez, R. I., M. Camacho-Tapia, E. Zavaleta-Mejia and J. Levy. 2016. First report of the presence of haplotypes A and B of *Candidatus Liberibacter solanacearum* in chili (*Capsicum annuum* L.) in the central region of Mexico. *Journal of Plant Pathology* 111-115.
- Rubio-Aragón, W. A., C. A. López-Orona, G. A. López-Urquidez, G. Lugo-García y Retes-Manjarrez, J. E. 2021a. Ocurrencia de *Platynota* sp. causando pudrición de frutos de pimiento morrón en Sinaloa, México. *Southwestern Entomologist* 46(1):287-290.
- Rubio-Aragón, W. A., C. A. López-Orona, G. A. López-Urquidez, M. A. Payán-Arzapalo, A. Cruz-Mendivil, S. Hernández-Verdugo and J. E. Retes-Manjarrez. 2022a. A rapid screening method for resistance to *Anthonomus eugenii* (Coleoptera: Curculionidae) in *Capsicum* (Solanaceae) spp. plants. *Fla. Entomol.* 105:101-107.
- Rubio-Aragón, W. A., C. A. López-Orona, J. A. Edeza-Urías, J. A. Castro-Diego, G. Gómez-González and J. E. Retes-Manjarrez. 2023a. Catch of the potato psyllid *Bactericera Cockerelli* (Hemiptera: Triozidae) with yellow sticky traps covered with mesh of different color and size. *American Journal of Potato Research* 100(6):433-440.
- Rubio-Aragón, W. A., C. A. López-Orona, M. López-Meza, F. Avendaño-Meza, S. A. Félix-Camacho, G. A. López-Urquidez y J. E. Retes-Manjarrez. 2021b.

- Resistencia a *Anthonomus eugeni* en poblaciones criollas y silvestres de Chile de México. *Southwestern Entomologist* 46:211-222.
- Rubio-Aragón, W. A., G. A. López-Urquídez, S. A. Félix-Camacho, A. Douriet-Ángulo, J. A. Edeza-Urías and C. A. López-Orona. 2022b. Capture effect of yellow sticky traps covered with meshes of different colors and sizes on *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) and nontarget organisms. *Applied Entomology and Zoology* 57:249-255.
- Rubio-Aragón, W. A., J. A. Edeza-Urías, A. Angulo-Castro, M. A. Payán-Arzapalo, J. E. Retes-Manjarrez, G. Gómez-González, E. Cortez-Mondaca and C. A. López-Orona. 2024. Comparison of yellow sticky trap traits and placement for monitoring *Anthonomus eugeni* (Coleoptera: Curculionidae) adults in outdoor peppers (*Capsicum* spp.). *Journal of Plant Diseases and Protection* 1-8.
- Rubio-Aragón, W. A., J. E. Retes-Manjarrez, L. Molina-Cárdenas, M. A. Tirado-Ramírez, T. A. Vega-Gutiérrez, G. A. López-Urquídez and C. A. López-Orona. 2023b. Efficiency of traps with different shape, background color and location to monitor *Bemisia tabaci* (Gennadius) adults on Anaheim pepper (*Capsicum annuum* L.) crop. *Int. J. Trop. Insect Sci.* 1-8.
- Saleh, S. M., L. A. Al-Shareef and R. A. Al-Zahrany. 2010. Effect of geomagnetic field on whitefly *Bemisia tabaci* (Gennadius) flight to the cardinal and halfway directions and their attraction to different colors in Jeddah of Saudi Arabia. *Agric. Biol. J. N. Am.* 1:1349-1356.
- Sarkar, S. C., S. Hatt, A. Philips, M. Akter, S. P. Milroy and W. Xu. 2023. Tomato potato psyllid *Bactericera cockerelli* (Hemiptera: Triozidae) in Australia: incursion, potential impact and opportunities for biological control. *Insects* 14(3):263.
- Seal, D. R. and C. G. Martin. 2016. Pepper weevil (Coleoptera: Curculionidae) preferences for specific pepper cultivars, plant parts, fruit colors, fruit sizes, and timing. *Insects* 7:9.
- Secor, G. A., V. V. Rivera, J. A. Abad, I. M. Lee, G. R. G. Clover, L. W. Liefting, X. Li and S. H. de Boer. 2009. Association of '*Candidatus Liberibacter solanacearum*' with zebra chip disease of potato established by graft and

- psyllid transmission, electron microscopy, and PCR. *Plant Disease*.
<https://doi.org/10.1094/PDIS-93-6-0574>
- Segarra-Carmona, A. E. and A. Pantoja. 1988a. Evaluation of relative sampling methods for population estimation of the pepper weevil, *Anthonomus eugenii* Cano (Coleoptera: Curculionidae). *J. Agric. Univ. P. R.* 72:387-393.
- Segarra-Carmona, A. E. and A. Pantoja. 1988b. Sequential sampling plan, yield loss components and economic thresholds for the pepper weevil, *Anthonomus eugenii* Cano (Coleoptera: Curculionidae). *J. Agric. Univ. Puerto Rico*, 72, 375-385.
- Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera (SIAP). 2010. Un panorama del cultivo del chile. <http://infosiap.siap.gob.mx/images/stories/infogramas/100705-monografia-chile.pdf>
- Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera (SIAP). 2023. Anuario Estadístico de la Producción Agrícola. <https://nube.siap.gob.mx/cierreagricola>
- Sétamou, M., R. R. Saldaña, J. M. Hearn, J. Dale, T. P. Feria-Arroyo and D. Czokajlo. 2019. Screening sticky cards as a simple method for improving efficiency of *Diaphorina citri* (Hemiptera: Liviidae) monitoring and reducing nontarget organisms. *J. Econ. Entomol.* 112:1167-1174.
- Shah, N. K., I. A. Junejo, M. H. Hullio, S. A. Maitlo, J. S. Daar and S. Rajput. 2020. Evaluation of colored sticky traps for monitoring the population of white fly *Bemisia tabaci* (Gennadius) on brinjal crop. *Pak. J. Agric. Res.* 33:327. <http://dx.doi.org/10.17582/journal.pjar/2020/33.2.327.330>
- Shin, Y. K., S. B. Kim and D. S. Kim. 2020. Attraction characteristics of insect pests and natural enemies according to the vertical position of yellow sticky traps in a strawberry farm with high-raised bed cultivation. *J. Asia-Pac. Entomol.* 23:1062-1066. <https://doi.org/10.1016/j.aspen.2020.08.016>
- Silva-Castaño, A. F. and H. L. Brochero. 2021. Abundance and flight activity of *Frankliniella occidentalis* (Thysanoptera: Thripidae) in a female chrysanthemum crop for seeding, Colombia. *Agronomía Colombiana* 39:216-225.

- Simmons, A. M. 2003. Capture of *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) and *Delphastus catalinae* (Coleoptera: Coccinellidae) on three colors of sticky traps. *J. Entomol. Sci.* 38:481-484.
- Singh, V. and A. K. Sood. 2020. Low-cost yellow sticky traps against greenhouse whitefly *Trialeurodes vaporariorum* (westwood) in tomato under polyhouse. *Indian J. Entomol.* 82:452-456. 10.5958/0974-8172.2020.00117.0
- Suwandharathene, N., G. Holwell and G. Avila. 2022. The current and future potential geographical distribution of *Bactericera cockerelli*: an invasive pest of increasing global importance. *Research Square*. <https://doi.org/10.21203/rs.3.rs-1641424/v1>
- Suwandharathne, N., G. Holwell and G. Avila. 2023. Current and future potential geographical distribution of *Bactericera cockerelli*: An invasive pest of increasing global importance. *Austral Entomology* 62(4):488-502.
- Swisher, K. D., A. P. Arp, B. R. Bextine, E. A. Álvarez, J. M. Crosslin and J. E. Munyaneza. 2013. Haplotyping the potato psyllid, *Bactericera cockerelli*, in Mexico and Central America. *Southwestern Entomologist*. <https://doi.org/10.3958/059.038.0205>
- Szczepaniec, A., K. A. Varela, M. Kiani, L. Paetzold and C. M. Rush. 2019. Incidence of resistance to neonicotinoid insecticides in *Bactericera cockerelli* across Southwest US. *Crop Protection*. <https://doi.org/10.1016/j.cropro.2018.11.001>
- Taylor, N. M., R. C. Butler, J. Vereijssen and M. M. Davidson. 2014. Trap colour, size, and borders alter catches of *Bactericera cockerelli* in a potato crop. *Entomologia Experimentalis et Applicata*. <https://doi.org/10.1111/eea.12157>
- Teulon, D. A. J., P. J. Workman, K. L. Thomas and M. C. Nielsen. 2009. *Bactericera cockerelli* incursion dispersal and current distribution on vegetable crops in New Zealand. *New Zealand Plant Protection*, 62:136-144.
- Toapanta, M. A., D. J. Schuster and P. A. Stansly. 2005. Development and life history of *Anthonomus eugenii* (Coleoptera: Curculionidae) at constant temperatures. *Environ. Entomol.* 34:999-1008.

- Torres-Ruíz, A. y E. Rodríguez-Leyva. 2012. Guía para el manejo integrado de plagas del pimiento bajo invernadero, con énfasis en el picudo del chile. Querétaro, México.
- Tucuch-Haas, J. I., G. Silva-Aguayo and J. C. Rodríguez-Maciel. 2020. Oviposition of *Bactericera cockerelli* (Sulc) (Hemiptera: Triozidae) on *Capsicum chinense* (Jacq) treated with spiromesifen or spirotetramat. *Revista Fitotecnia Mexicana* 43(3):317-323.
- van Lenteren, J. C. V. and L. P. J. J. Noldus. 1990. Whitefly-plant relationships: behavioural and ecological aspects. In: Gerling D. (ed) *Whiteflies: their bionomics, pest status and management*. Hampshire, Reino Unido pp 47-89.
- van Tol, R.W.H.M., J. Tom, M. Roher, A. Schreurs and C. van Dooremalen. 2021. Haze of glue determines preference of western flower thrips (*Frankliniella occidentalis*) for yellow or blue traps. *Scientific Reports*. <https://doi.org/10.1038/s41598-021-86105-5>
- Vargas-Madríz, H., N. Bautista-Martínez, J. Vera-Graziano, C. García-Gutiérrez and C. Chavarín-Palacio. 2013. Morphometrics of eggs, nymphs, and adults of *Bactericera cockerelli* (Hemiptera: Triozidae), grown on two varieties of tomato under greenhouse conditions. *Florida Entomologist*. <https://doi.org/10.1653/024.096.0110>
- Vega-Gutiérrez, M. T., J. C. Rodríguez-Maciel, O. Díaz-Gómez, R. Bujanos-Muñiz, D. Mota-Sánchez, J. L. Martínez-Carrillo, A. Lagunes-Tejeda y J. A. Garzón-Tiznado. 2008. Susceptibilidad a insecticidas en dos poblaciones mexicanas del salerillo, *Bactericera cockerelli* (Sulc) (Hemiptera: Triozidae). *Agrociencia* 42:463–471.
- Vereijssen, J. 2020. Ecology and management of *Bactericera cockerelli* and *Candidatus Liberibacter solanacearum* in New Zealand. *Journal of Integrative Agriculture* 19(2):333-337.
- Vernon, R. S. and D. R. Gillespie. 1995. Influence of Trap Shape, Size, and Background Color on Captures of *Frankliniella occidentalis* (Thysanoptera: Thripidae) in a Cucumber Greenhouse. *J. Econ. Entomol.* 88:288-293. <https://doi.org/10.1093/jee/88.2.288>

- Walker, P. G., F. H. MacDonald, P. J. Wright, A. J. Puketapu, R. Gardner-Gee, P. G. Connolly and J. A. Anderson. 2014. Development of action thresholds for management of *Bactericera cockerelli* and zebra chip disease in potatoes at Pukekohe, New Zealand. American Journal of Potato Research. <https://doi.org/10.1007/s12230-014-9427-3>
- Walker, P. W., G. R. Allen, R. S. Tegg, L. R. White and C. R. Wilson. 2015. The tomato potato psyllid, *Bactericera cockerelli* (Šulc, 1909) (Hemiptera: Triozidae): a review of the threat of the psyllid to Australian solanaceous crop industries and surveillance for incursions in potato crops. Austral Entomology. <https://doi.org/10.1111/aen.12129>
- Walker, S. J and P. A. Funk. 2014. Mechanizing chile peppers: challenges and advances in transitioning harvest of New Mexico's signature crop. HortTechnology 24:281-284.
- Walker, G. P., F. H. MacDonald, N. J. Larsen and A. R. Wallace. 2011. Monitoring *Bactericera cockerelli* and associated insect populations in potatoes in South Auckland. New Zealand Plant Protection 64:269-275.
- Wan, J., R. Wang, Y. Ren and S. McKirdy. 2020. Potential distribution and the risks of *Bactericera cockerelli* and its associated plant pathogen *Candidatus Liberibacter Solanacearum* for global potato production. Insects. <https://doi.org/10.3390/insects11050298>
- Weintraub, P. G. 2007. Integrated control of pests in tropical and subtropical sweet pepper production. Pest Manage. Sci. 63:753-760. <https://doi.org/10.1002/ps.1366>
- Wenninger, E. J. and A. Rashed. 2024. Biology, ecology, and management of the potato psyllid, *Bactericera cockerelli* (Hemiptera: Triozidae), and zebra chip disease in potato. Annual Review of Entomology 69(1):139-157.
- Yen, A. L., D. G. Madge, N. A. Berry and J. D. L. Yen. 2013. Evaluating the effectiveness of five sampling methods for detection of the tomato potato psyllid, *Bactericera cockerelli* (Šulc) (Hemiptera: Psylloidea: Triozidae). Australian Journal of Entomology. <https://doi.org/10.1111/aen.12006>

ANEXOS

A continuación, se agregan en su formato de revista los manuscritos científicos generados a partir de la presente tesis doctoral.



Capture effect of yellow sticky traps covered with meshes of different colors and sizes on *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) and nontarget organisms

Walter Arturo Rubio Aragón¹ · Guadalupe Alfonso López Urquidez¹ · Silvia Alicia Félix Camacho¹ · Alan Douriet Ángulo¹ · Jorge Alberto Edeza Urías¹ · Carlos Alfonso López Orona¹

Received: 28 January 2022 / Accepted: 25 May 2022
 © The Author(s) under exclusive licence to The Japanese Society of Applied Entomology and Zoology 2022

Abstract

Management of *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Hemiptera: Aleyrodidae) populations is a key strategy to reduce the transmission of viruses to crops. Yellow sticky traps are widely used tools to monitor and/or reduce *B. tabaci* populations. Nevertheless, these traps also allow the collection of debris and nontarget organisms including *B. tabaci* natural enemies. Covering the surface of the traps with a mesh is an alternative to mitigate those unwanted effects. Two field experiments were carried out to determine the color and size effect of the mesh on the capture of *B. tabaci* and nontarget organisms. The color experiment showed that among the 13 colors evaluated, only the yellow mesh did not reduce statically the number of *B. tabaci* captured compared with the uncovered traps. On the size experiment, among the three sizes evaluated, no statistical effect on the number of *B. tabaci* captured was exhibited. For the capture of nontarget organisms, the significative lowest values were showed in the small diamond and hexagon grooves. Those mesh traits were validated with two additional field experiments. The results of this study indicate that yellow sticky traps covered with a yellow mesh reduce the collection of nontarget organisms without affecting the capture of *B. tabaci*.

Keywords Trapping · Monitoring · Control · Whitefly · Integrated pest management

Introduction

The whitefly *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Hemiptera: Aleyrodidae) is one of the most important insect pests limiting of the agriculture worldwide (Basu 2019; Kanakala and Ghanim 2019; Naranjo et al. 2010). This insect causes direct and indirect damage through the feeding and transmissions of plant viruses, respectively (Jones 2003; Palaniswami 2020). The economical relevance of *B. tabaci* reside on the fact that plant viruses have no known cure (Gilbertson et al. 2011). Therefore, growers emphasize the management of these diseases in the reduction of vectors (Castle et al. 2009).

The effective measurement of *B. tabaci* populations is crucial for a successful management; the counting of *B.*

tabaci adults over nymphs and/or eggs has been highly recommended due to its convenience by being easy to perform and low time-consuming (Ohnesorge and Rapp 1986). Different techniques to monitor adults have been performed such as image systems, direct counts, vacuum sampling, and yellow sticky traps (Horowitz 1986; Qiao et al. 2008). Among these alternatives, the sticky traps have been widely adopted as monitoring tools on different agroecosystems due to their low cost and high effectiveness at detecting *B. tabaci*, especially at low densities (Ohnesorge and Rapp 1986; Qiao et al. 2008; Shin et al. 2020). Additionally, the capture ability of the sticky traps has been used as a control method to suppress *B. tabaci* populations alone or combined with other strategies such as biological control (Gu et al. 2008; Lu et al. 2012; Nair et al. 2021). However, the combination of these strategies has been partially effective due to the lack of specificity of the traps, leading to a massive capture of debris and nontarget organisms including regulator insects of *B. tabaci* such as lady beetles and lacewings (Kheirodin et al. 2020; Maredia et al. 1992; Parajulee and Slosser 2003).

✉ Carlos Alfonso López Orona
 clopezorona@uas.edu.mx

¹ Facultad de Agronomía, Universidad Autónoma de Sinaloa, Carretera Culiacán-Eldorado km 17.5, C.P. 80000 Culiacán, Sinaloa, Mexico

So far, a limited number of alternatives have described to reduce those unwished effects without affecting the capture of the wanted organism. Covering the sticky traps with a mesh have been reported as an alternative to mitigate the collection of debris and capture of nontarget organisms; however, the traits of the mesh such color and size influence those parameters and the capture of the wanted organism (Sétamou et al. 2019). To date, there are no studies designed to evaluate the capture effect of yellow sticky traps covered with meshes of different colors and sizes on *B. tabaci*. The objective of the present work was to determine the effectiveness of yellow sticky traps covered with meshes of different colors and sizes on the capture of *B. tabaci* adults and the reduction on the collection of debris and nontarget organisms.

Materials and methods

Study establishment

The evaluation of mesh-covered sticky traps to *B. tabaci* was conducted in a field of stacked jalapeno pepper (*Capsicum annum* L.) at the Experimental Station of the Faculty of Agronomy of the Autonomous University of Sinaloa, located in Culiacan, Sinaloa, Mexico (24° 37' 27" N, 107° 26' 28" W, 21 m above sea level) during January–February 2021. Pepper plants were planted in rows 80 m long and 1.30 m between rows, with a separation between plants of 0.25 m. The total area of the study was approx. 4500 m². The study was carried out at fruiting stage. No insecticide was used during the trials.

Manufacture of the traps

Rectangular sticky traps (Nair et al. 2021) were made from yellow carboards (20 × 12.5 cm) (José Luis Mondragón y Compañía S. A. de C. V.), sealed with clear laminating film (polyethylene terephthalate [PET]) (3 mil [0.076 mm]), and covered with entomological adhesive (Imex-Adhesive). After the adhesive dried, traps were covered with tulle nylon mesh (Skytex México S.A. de C.V.). Mesh characteristics varied among trials.

Experimental design

Every of the following trials carried out in the current work were established as a completely randomized design with ten replications for each treatment where a single sticky trap was considered as a replication. The treatments characteristics and their number varied among trials according with their goal as described below. Uncovered traps were consider in every trial to be used as control. Traps were attached to

wooden stakes and placed at the plant canopy of the crop with a separation of 5.2 m among traps.

Mesh color trial

A 1-week trial under field conditions was conducted to determine the effect of covering yellow sticky traps with meshes of different colors on the capture of *B. tabaci*. Thirteen colors (white [5810L01], black [5810L19], red [5810L36], orange [5810L61], purple [5810L83], light blue [5810L21], dark blue [5810L27], crimson [5810L37], pink [5810L50], gray [5810L11], light green [5810L46], dark green [5810L47], and yellow [5810L72]) of mesh (diamond shape with 3 mm long each diagonal) (Skytex México S.A. de C.V.) were selected to cover one side of the traps (Table 1). After 7 days, traps were removed from the field and taken to the plant protection laboratory for *B. tabaci* adults counting with a dissecting microscope.

Mesh size trial

To determine the effect of covering yellow sticky traps with meshes of different size on the capture of *B. tabaci* adults and their cleanliness (scale 1–9), traps were covered with three different mesh groves size: diamond shape measuring 1 mm long each diagonal (area of 0.5 mm², model 5833L72) and 3 mm long each diagonal (area of 4.5 mm², model 5820L72), and hexagon shape with 1 mm long each (area of 2.6 mm², model 5820L72) (Skytex México S.A. de C.V.). To evaluate the cleanliness of the traps after 1 week, the rating scale of Sétamou et al. (2019) with modifications was used, where 1 = clean with 0–20% of trap area covered with organisms and debris, 3 = 20–40% of trap area covered,

Table 1 Mesh colors evaluated with their corresponding CMYK values

No	Color	CMYK values
/	Unmeshed (Control)	/
1	White	0.00, 0.00, 0.00, 0.00
2	Black	0.00, 0.00, 0.00, 0.97
3	Red	0.00, 1.00, 1.00, 0.00
4	Orange	0.00, 0.73, 1.00, 0.00
5	Purple	0.12, 0.65, 0.00, 0.69
6	Light blue	0.76, 0.14, 0.00, 0.00
7	Dark blue	0.62, 0.56, 0.00, 0.58
8	Crimson	0.00, 0.89, 0.81, 0.42
9	Pink	0.00, 0.27, 0.10, 0.00
10	Gray	0.00, 0.00, 0.00, 0.16
11	Light green	0.45, 0.00, 0.45, 0.00
12	Dark green	0.77, 0.00, 0.96, 0.64
13	Yellow	0.00, 0.03, 0.98, 0.00

5 = 40–60% of trap area covered, 7 = 60–80% of trap area covered, and 9 = 80–100% of trap area covered. The procedure of this trial was similar as the previous trial described above.

Multiple host crops' trial

With the goal to provide supportive data of the effectiveness of mesh-covered traps on the capture of *B. tabaci* adults and cleanliness of the traps, a validation field trial was conducted in five neighboring commercial *B. tabaci* host crops (Basu 2019) for 1 week (Table 2). After the period, the traps were taken to the laboratory to record the number of *B. tabaci* adults caught and cleanliness of the traps (scale 1–9).

Long-term validation study

A second validation trial was carried out during four consecutive weeks to evaluate the traps efficiency over a long term. The trial was conducted in the stacked jalapeno pepper field at the experimental station of the faculty. Number of *B. tabaci* adults caught and cleanliness of the traps (scale 1–9) were evaluated weekly. Additionally, on the last evaluation, debris and nontarget organisms were recorded. Nontarget organisms were only categorized by type.

Statistical analysis

Data from the trials (number of insects captured and cleanliness of the traps) did not comply with the statistical assumptions of normality of variances according with Kolmogorov–Smirnov test, and homogeneity of variances in accordance with Levene's test. Therefore, a nonparametric analysis of variances was applied. For the mesh color and size trials, the Kruskal–Wallis and Dunn median tests with Bonferroni correction were carried out to exhibited significance among treatments ($p < 0.05$). Regarding the validation trials, because only were compared meshed traps with uncovered ones, the Mann–Whitney *U* test was used. The calculations were performed with SPSS version 26.

Results

Effect of mesh color

The mesh color exhibited a significant effect on the number of *B. tabaci* adults captured at 7 days after exposure ($H = 53.676$, $df = 13$, $p = 0.001$). Among the 13 colors used, only yellow traps covered with yellow mesh had no significant reduction on the adults captured compared with uncovered traps (Fig. 1). Yellow mesh was chosen for subsequent trials.

Effect of mesh size

The mesh grooves sizes evaluated exhibited nonsignificant effect on the number of *B. tabaci* captured ($H = 6.937$, $df = 3$, $p = 0.074$) at 7 days after exposure (Fig. 2A). However, a significant effect on the cleanliness of the traps was found $H = 28.507$, $df = 3$, $p < 0.001$). Small diamond and hexagon grooves had the lowest score followed by the large diamond which in turn had significantly lower score compared with the uncovered control (Fig. 2B). The mesh with hexagon grooves was chosen for subsequent trials.

Multiple host crops' trial

To validate the effectiveness of the traps covered with yellow-hexagon grooves mesh on the capture of *B. tabaci* adults and their cleanliness, the traps were compared to the uncovered control on five different *B. tabaci* host crops under field conditions for 7 days. For the number of adults caught, cover-mesh traps did not differ significantly from uncovered control on either of the crops evaluated (Table 2). On the other hand, cleanliness of the mesh-cover traps was significantly different on every evaluation from uncovered control (Table 2).

Table 2 Respond of mesh-covered and uncovered yellow sticky traps to *Bemisia tabaci* and cleanliness (scale 1–9) (+SD) 7 days after exposure on five different crops under field conditions

Crop	Growth stage	No. of <i>B. tabaci</i>		<i>p</i> value	Cleanliness of the traps		<i>p</i> value
		Meshed	Uncovered		Meshed	Uncovered	
<i>Capsicum chinense</i>	Fruiting	17.7 ± 7.23	12.5 ± 3.72	0.089	2.6 ± 1.99	5.6 ± 2.5	0.019
<i>Citrullus lanatus</i>	Vegetative	30.8 ± 9.65	26.1 ± 4.58	0.190	1.4 ± 0.84	4.0 ± 1.05	<0.001
<i>Phaseolus vulgaris</i>	Fruiting	5.6 ± 1.35	4.6 ± 0.97	0.165	2.4 ± 1.7	7.0 ± 1.33	<0.001
<i>Physalis ixocarpa</i>	Flowering	11.7 ± 6.11	8.4 ± 1.51	0.190	2.0 ± 1.05	6.6 ± 1.84	<0.001
<i>Solanum lycopersicum</i>	Fruiting	46.9 ± 34.6	30.1 ± 12.17	0.393	1.0 ± 0	3.8 ± 1.03	<0.001

Treatments with p value < 0.05 were statistically different (Mann–Whitney *U* test)

Fig. 1 Mean (+SD) number of *Bemisia tabaci* adults caught on yellow sticky traps covered with meshes of 13 colors plus uncovered traps under field conditions 7 days after exposure. Means with same letter indicate no significance difference according to Dunn's median test with Bonferroni correction ($p=0.003$)

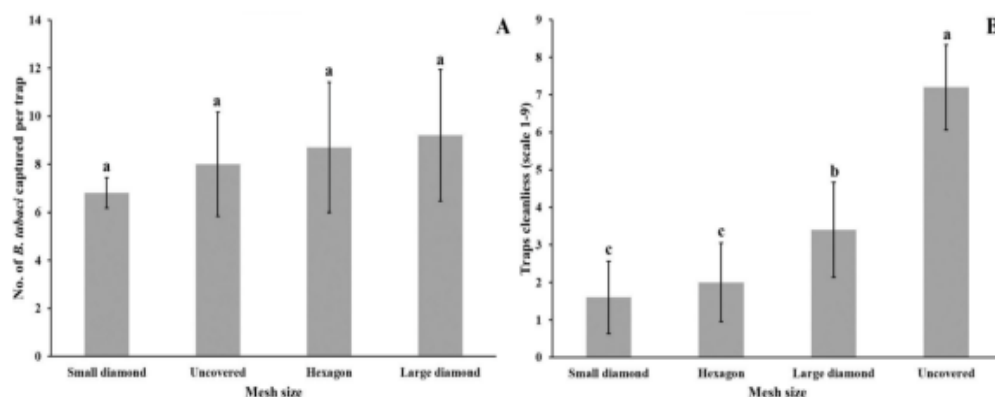
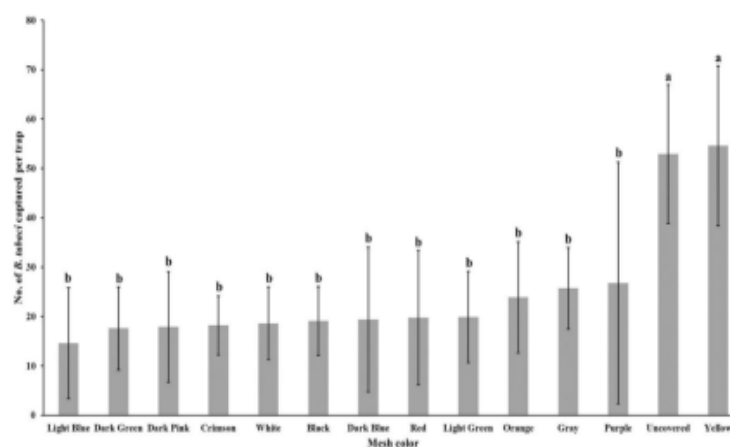


Fig. 2 Mean (+SD) number of *Bemisia tabaci* adults caught per trap (A) and cleanliness of the traps (B) on yellow sticky traps covered with yellow meshes of three sizes plus uncovered traps under field

conditions 7 days after exposure. Means with same letter indicate no significance difference according to Dunn's median test with Bonferroni correction ($p < 0.001$)

Long-term trial

Yellow-hexagon mesh-covered traps were compared to uncovered control weekly for 4 weeks to validate the traps effectiveness through time. For adult's capture, on the first week, there was no significant difference ($H=3.752$, $df=1$, $p=0.053$). However, at the second ($H=7.846$, $df=1$, $p=0.005$), third ($H=14.044$, $df=1$, $p < 0.001$), and fourth ($H=14.318$, $df=1$, $p < 0.001$) week, the mesh-covered traps significantly caught more *B. tabaci* adults than uncovered control (Fig. 3A). Regarding the cleanliness of the traps, mesh-covered traps differ significantly from uncovered control in the first ($H=14.675$, $df=1$, $p < 0.001$), second ($H=13.705$, $df=1$, $p < 0.001$), third ($H=13.868$, $df=1$, $p < 0.001$), and fourth ($H=14.014$, $df=1$, $p < 0.001$) week (Fig. 3B). Additionally, on the last evaluation, debris and nontarget organisms were recorded. A significant reduction

on the number of debris and nontarget organisms was exhibited on the mesh-covered sticky traps (Table 3).

Discussion

The use of meshes to cover sticky traps has proved to reduce the capture of debris and nontarget organisms without reducing their effectivity of capturing the wanted organism (Sétamou et al. 2019). However, the mesh traits such as color and size influenced those parameters and there are no studies designed to identify those traits of the meshes on the capture of *B. tabaci*.

The color of the mesh used to cover yellow sticky traps influences significantly the capture of *B. tabaci* adults (Fig. 1). Covering the traps with a mesh modifies the perception of the insects to the traps (Sétamou et al. 2019). Out of

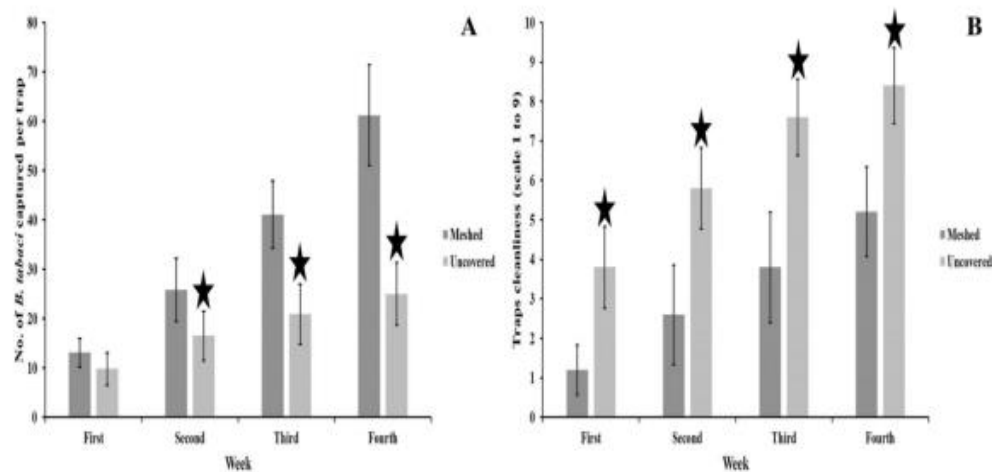


Fig. 3 Mean (+SD) values of *Bemisia tabaci* caught on yellow-hexagon mesh-covered sticky traps plus uncovered traps (A) and traps cleanliness (B) under field conditions for 4 weeks. Stars indicate a

significance difference between mesh-covered and uncovered traps according to Mann-Whitney *U* test ($p < 0.05$)

Table 3 Capture of debris and nontarget organisms on mesh-covered and uncovered yellow sticky traps (+SD) after 4 week *Bemisia tabaci* field trial

Variable	Trap		<i>p</i> value
	Meshed	Uncovered	
Lady beetles	0.2 ± 0.42	1.2 ± 0.42	< 0.001
Small beetles (Coleoptera members)	5.7 ± 2.50	9.1 ± 2.89	0.017
House and compost flies	5.6 ± 2.21	45.9 ± 10.35	< 0.001
Leafhoppers	2.3 ± 1.42	5.9 ± 3.25	0.004
Small bugs (Hemiptera members)	0.2 ± 0.42	1.2 ± 0.42	< 0.001
Bees	0.0 ± 0	0.2 ± 0.42	0.146
Hornet	0.0 ± 0	0.2 ± 0.42	0.146
Moths	0.0 ± 0	0.3 ± 0.48	0.067
Lacewings	0.0 ± 0	1.0 ± 0.42	< 0.001
Spiders	0.0 ± 0	0.2 ± 0.42	0.146
Feathers	0.0 ± 0	0.2 ± 0.42	0.146
Plant debris	0.2 ± 0.42	1.3 ± 0.42	< 0.001

Treatments with p value < 0.05 were statistically different (Mann-Whitney *U* test)

the 13 colors used in the current study, only the yellow mesh exhibited no significant decrease on the number of *B. tabaci* adults captured in comparison with uncovered yellow traps. These results are due to colored meshes apart from yellow have a great contrast with the yellow traps, affecting the perception of the insects. This effect of the mesh is particularly important in insects with a strong visual reaction such as *B. tabaci* (Kim and Lim 2011; Nair et al. 2021).

The covering of the traps with a mesh originates superficial grooves that limited the effective surface of the traps, affecting the capture of insects (Sétamou et al. 2019). For *B. tabaci*, out of the three groove sizes evaluated, the number of adults caught did not differ from uncovered control (Fig. 2A). These results are due to *B. tabaci* adults are small (approx. 0.8–1.0 mm of length) and soft insects, besides there is no need of the entire body of the insects to get stick (Basu 2019; Sétamou et al. 2019). This also explains why the cleanliness of the traps decreases as the size of the grooves increases (Fig. 2B).

To validate the traits of the mesh selected on the present study, two additional trials were performed to validate them. On the first trial, out of the five *B. tabaci* host crops evaluated, the number of *B. tabaci* adults caught did not differ among covered and uncovered traps (Table 2). The data provided by this trial indicate that the effectiveness of the traps is consistent, and the technology is applied on different *B. tabaci* host crops at different population densities. This is particularly important, due to the widely use of yellow sticky traps as monitoring tools of *B. tabaci* populations, especially at low densities (Ohnesorge and Rapp 1986; Qiao et al. 2008). Additionally, the difference on the cleanliness of the traps remained significantly at each crop (Table 2). The reduction of the debris and nontarget organisms at the mesh-covered traps increases the accuracy and reduces the time consumption at the counting of the wanted organism (Sétamou et al. 2019).

On the long-term trial, the number of *B. tabaci* differs among mesh-covered and uncovered traps from the second week (Fig. 3A). This difference may be due to the reduction

Fig. 4 Uncovered (A) and mesh-covered (B) traps after 4 week exposition to *Bemisia tabaci*, debris, and other organisms at stacked jalapeno pepper field at the Experimental Station of the Faculty of Agronomy of the Autonomous University of Sinaloa, Culiacan, Sinaloa, Mexico



on the effective surface and/or perception of *B. tabaci* to the uncovered control due to their lack of cleanliness (Fig. 3B). Mesh-covered traps kept cleaner after 4 weeks exposure than uncovered ones (Fig. 3B) (Fig. 4). The increasing on the life of the mesh-covered traps is particularly relevant to agroecosystems where yellow sticky traps are used as control tools on *B. tabaci* management programs (Gu et al. 2008; Lu et al. 2012). The potential reduction on the number of sticky traps needed to be deploy by growers would make this control method more profitable, leading to a better adoption. Additionally, yellow sticky traps are often used with biological control, the significative reduction on the capture of *B. tabaci* predators such as lady beetles and lacewings on the mesh-covered traps would allow a better combination of these two control strategies (Table 3). On the other hand, despite the number of bees captured on the uncovered traps did not differ from covered ones, perhaps due to their low population density and/or their low attraction to yellow (Rodríguez-Sañona et al. 2012), the result of null catch of bees on the meshed traps evaluated is particularly interesting to agroecosystems where bees are released by growers in high densities (e.g., cucumbers), leading to a better integration of these two agronomic strategies. Moreover, the height of the trap installation on the crop is a fundamental factor that influence the capture of *B. tabaci* adults (Mao et al 2018; Rodríguez-Sañona et al. 2012; Shin et al. 2020). Covering the traps with a mesh reduced the capture of debris produced by plants which is particularly important in crops where is recommended the installation of the traps at the plant canopy or below to capture the highest number of *B. tabaci* possible.

In summary, yellow sticky traps covered with yellow mesh reduced the collection of debris and nontarget organisms without affecting the capture of *B. tabaci*, making them valuable tools in management programs designed to monitor and control *B. tabaci* populations.

Acknowledgements Authors would like to thank Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACYT) for the scholarship granted to Walter Arturo Rubio-Aragón to carry out his Doctoral Studies.

References

- Basu AN (2019) *Bemisia tabaci* (Gennadius): crop pest and the principal whitefly vector of plant viruses. CRC Press, FL, USA
- Castle S, Palumbo J, Prabhaker N (2009) Newer insecticides for plant virus disease management. *Virus Res* 141:131–139. <https://doi.org/10.1016/j.virusres.2008.12.006>
- Gilbertson RL, Rojas M, Natwick E (2011) Development of integrated pest management (IPM) strategies for whitefly (*Bemisia tabaci*)-transmissible geminiviruses. In: Thompson WMO (ed) *The Whitefly, Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) interaction with Geminivirus-infected host plants. Springer Netherlands, Dordrecht, pp 323–356
- Gu XS, Bu WJ, Xu WH, Bai YC, Liu BM, Liu TX (2008) Population suppression of *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) using yellow sticky traps and *Eretmocerus* nr. *rajasthanicus* (Hymenoptera: Aphelinidae) on tomato plants in greenhouses. *Insect Sci* 15:263–270. <https://doi.org/10.1111/j.1744-7917.2008.00209.x>
- Horowitz AR (1986) Population dynamics of *Bemisia tabaci* (Gennadius): with special emphasis on cotton fields. *Agr Ecosyst Environ* 17:37–47. [https://doi.org/10.1016/0167-8809\(86\)90025-3](https://doi.org/10.1016/0167-8809(86)90025-3)
- Jones DR (2003) Plant viruses transmitted by whiteflies. *Eur J Plant Pathol* 109:195–219. <https://doi.org/10.1023/A:1022846630513>

- Kanakala S, Ghanim M (2019) Global genetic diversity and geographical distribution of *Bemisia tabaci* and its bacterial endosymbionts. *PLoS ONE* 14:e0213946. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0213946>
- Kheirodin A, Simmons AM, Legaspi JC, Grabarczyk EE, Toews MD, Roberts PM, Chong J, Snyder WE, Schmidt JM (2020) Can generalist predators control *Bemisia tabaci*? *Insects* 11:823. <https://doi.org/10.3390/insects11110823>
- Kim S, Lim UT (2011) Evaluation of a modified sticky card to attract *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) and a behavioural study on their visual response. *Crop Prot* 30:508–511. <https://doi.org/10.1016/j.cropro.2010.12.016>
- Lu Y, Bei Y, Zhang J (2012) Are yellow sticky traps an effective method for control of sweetpotato whitefly, *Bemisia tabaci*, in the greenhouse or field? *J Insect Sci* 12:113. <https://doi.org/10.1673/031.012.11301>
- Mao L, Chang Y, Yang F, Zhang L, Zhang Y, Jiang H (2018) Attraction effect of different colored cards on thrips *Frankliniella intonsa* in cowpea greenhouses in China. *Sci Rep* 8:1–6. <https://doi.org/10.1038/s41598-018-32035-8>
- Maredia KM, Gage SH, Landis DA, Wirth TM (1992) Visual response of *Coccinella septempunctata* (L.), *Hippodamia parenthesis* (Say), (Coleoptera: Coccinellidae), and *Chrysoperla carnea* (Stephens), (Neuroptera: Chrysopidae) to colors. *Biol Control* 2:253–256. [https://doi.org/10.1016/1049-9644\(92\)90067-N](https://doi.org/10.1016/1049-9644(92)90067-N)
- Nair IJ, Sharma S, Shera PS (2021) Impact of sticky traps of different colours and shapes against sucking pests of tomato under protected conditions: a randomized controlled trial. *Int J Trop Insect Sci*. <https://doi.org/10.1007/s42690-021-00453-3>
- Naranjo SE, Castle SJ, De Barro PJ, Liu SS (2010) Population dynamics, demography, dispersal and spread of *Bemisia tabaci*. In: Stansly PA, Naranjo SE (eds) *Bemisia: bionomics and management of a global pest*. Springer the Netherlands, Dordrecht, pp 185–226
- Ohnesorge B, Rapp G (1986) Monitoring *Bemisia tabaci*: a review. *Agr Ecosyst Environ* 17:21–27. [https://doi.org/10.1016/0167-8809\(86\)90023-X](https://doi.org/10.1016/0167-8809(86)90023-X)
- Palaniswami MS (2020) *Bemisia tabaci* (Gennadius) as vector of plant viruses. In: Awasthi LP (ed) *Applied plant virology: advances, detection and antiviral strategies*. Elsevier, Cambridge, pp 335–347
- Parajulee MN, Slosser JE (2003) Potential of yellow sticky traps for lady beetle survey in cotton. *J Econ Entomol* 96:239–245. <https://doi.org/10.1093/jee/96.1.239>
- Qiao M, Lim J, Ji CW, Chung BK, Kim HY, Uhm KB, Myung CS, Cho J, Chon TS (2008) Density estimation of *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) in a greenhouse using sticky traps in conjunction with an image processing system. *J Asia-Pac Entomol* 11:25–29. <https://doi.org/10.1016/j.aspen.2008.03.002>
- Rodríguez-Saóna CR, Byers JA, Schiffhauer D (2012) Effect of trap color and height of captures on blunt-nosed and sharp-nosed leafhoppers (Hemiptera: Cicadellidae) and non-target arthropods in cranberry bogs. *Crop Prot* 40:132–144. <https://doi.org/10.1016/j.cropro.2012.05.005>
- Sétamou M, Saldaña RR, Hearn JM, Dale J, Feria Arroyo TP, Czokajlo D (2019) Screening sticky cards as a simple method for improving efficiency of *Diaphorina citri* (Hemiptera: Liviidae) monitoring and reducing nontarget organisms. *J Econ Entomol* 112:1167–1174. <https://doi.org/10.1093/jee/toz045>
- Shin YK, Kim SB, Kim DS (2020) Attraction characteristics of insect pests and natural enemies according to the vertical position of yellow sticky traps in a strawberry farm with high-raised bed cultivation. *J Asia-Pac Entomol* 23:1062–1066. <https://doi.org/10.1016/j.aspen.2020.08.016>

Publisher's Note Springer Nature remains neutral with regard to jurisdictional claims in published maps and institutional affiliations.



Catch of the Potato Psyllid *Bactericera cockerelli* (Hemiptera: Triozidae) with Yellow Sticky Traps Covered with Mesh of Different Color and Size

Walter Arturo Rubio-Aragón¹ · Carlos Alfonso López-Orona¹ · Jorge Alberto Edeza-Urías¹ · Juan Antonio Castro-Diego¹ · Guillermo Gómez-González² · Jesús Enrique Retes-Manjarrez^{1,3}

Accepted: 29 August 2023
 © The Potato Association of America 2023

Abstract

Bactericera cockerelli is a key pest in potato fields throughout the Americas. Yellow sticky traps are widely used for monitoring *B. cockerelli* within fields and regions. However, these traps lack specificity, which reduces their effectiveness and longevity. Using a mesh to cover their surface is a simple and efficient alternative to improve this limitation. Nevertheless, mesh traits may influence their effectiveness and there are currently no studies examining this for *B. cockerelli*. Two outdoor experiments were performed to evaluate the capture of *B. cockerelli* using twelve mesh colors and three sizes. Unmeshed traps were used as control. Additionally, the cleanliness of the traps (nontarget organisms and debris) was also evaluated. The experiments showed that yellow and medium (2.6 mm² hexagon-shape grooves)/large (4.5 mm² diamond-shape grooves) meshes did not significantly reduce the number of *B. cockerelli* caught and increased the trap cleanliness. Two additional experiments validated these traits. This study provides new useful insights for monitoring *B. cockerelli* with yellow traps.

Keywords Trapping system · Monitoring · Distribution · Mesh covered traps · Tomato psyllid

Resumen

Bactericera cockerelli es una plaga clave en los campos de papa en toda América. Las trampas adhesivas amarillas se usan ampliamente para monitorear *B. cockerelli* dentro de campos y regiones. Sin embargo, estas trampas carecen de especificidad, lo que reduce su eficacia y vida útil. Utilizar una malla para cubrir su superficie es una alternativa sencilla y eficaz para mejorar esta limitante. Sin embargo, las características de la malla influyen en su efectividad y para *B. cockerelli* no existen estudios. Se realizaron dos experimentos a campo abierto para evaluar doce colores y tres tamaños de malla a *B. cockerelli*. Se usaron trampas sin malla como control. Además, también se evaluó la limpieza de las trampas (organismos no objetivo y desechos). Los experimentos mostraron que las mallas amarillas y medianas (ramuras en forma de hexágono de 2.6 mm²)/grandes (ramuras en forma de diamante de 4.5 mm²) no redujeron significativamente los insectos capturados y aumentaron la limpieza de las trampas. Dos experimentos adicionales validaron estas características. Este estudio proporciona nuevos conocimientos útiles para el monitoreo de *B. cockerelli* con trampas amarillas.

✉ Walter Arturo Rubio-Aragón
walter_rubio30@hotmail.com

¹ Facultad de Agronomía, Universidad Autónoma de Sinaloa, Culiacán, Sinaloa, México

² Centro de Investigación en Alimentación y Desarrollo A. C., Culiacán, Sinaloa, México

³ Fyffes, Finca el Oasis La Fragua, Zacapa, Guatemala

Introduction

The potato (*Solanum tuberosum* L.) is one of the most important farm crops cultivated in America (FAOSTAT 2023). The potato psyllid, *Bactericera cockerelli* (Sulc) (Hemiptera: Triozidae) is a key pest of this crop within the continent both by feeding directly on plants and indirectly as a vector of the phytopathogen gram-negative bacteria '*Candidatus*

Liberibacter solanacearum (CLSo), the causal agent of the potato zebra chip disease (Secor et al. 2009; Lin et al. 2011). *Bactericera cockerelli* is native to North America and is widely distributed in the most relevant potato production zones in this region, Central America, and the Caribbean (Crosslin et al. 2012; Swisher et al. 2013; Melgoza-Villagómez et al. 2018;). Regarding South America, *B. cockerelli* and CLSo were recently reported in potato fields in Ecuador (Carrillo-Castillo et al. 2019; Caicedo et al. 2020).

South America is the most relevant potato-productive region of the Americas with about 59.14% of the total area cultivated in the continent (FAOSTAT, 2023). Recent studies noted that over 90% of the potato production area of South America is suitable and optimal for *B. cockerelli* and CLSo (Wan et al. 2020; Suwandharathene et al. 2022). Therefore, any monitoring systems that opportunistically detect this insect is highly valuable.

The use of yellow sticky traps is one of the most sensitive strategies to capture *B. cockerelli* adults (Al-Jabr and Cranshaw 2007; Yen et al. 2013) and this system has been widely adopted by growers to detect the presence and abundance of the insect within their crops (Walker et al. 2014; Hodge et al. 2019), and by institutions which deploy a massive number of traps to monitor entire growing areas (Walker et al. 2015; Djaman et al. 2019).

Despite their wide use, yellow sticky traps lack target organism specificity which leads to unwanted capture of beneficial organisms such as pollinators (e.g., flies, wasps, and bees), predators (e.g., ladybeetles and lacewings) (Bian et al. 2016; Shin et al. 2020) and debris. This leads to a reduction of the traps effectiveness and longevity, reducing the available area for attracting and capturing insects, and the unwanted capture makes counting more difficult and less accurate (Sétamou et al. 2019; Rubio-Aragón et al. 2022). Modern alternatives to analyze the specimens trapped on the sticky traps such as identification software are being developed, however, those systems are not yet complete and available (Böckmann et al. 2021) making alternatives immediately necessary.

The use of a mesh to cover the sticky surface of the traps is a simple, economical, and efficient alternative. The principle of this technique is to use a mesh as a sifter to reduce unwanted captures (Sétamou et al. 2019). Nevertheless, the mesh traits such as color and groove size have a direct effect on the capture of the target organism; the color of the mesh changes the perception of the insects to the traps and the size filters the captures, reducing the catch of larger organisms and debris (Sétamou et al. 2019; Rubio-Aragón et al. 2022). It has been reported that *B. cockerelli* has a strong response to the sticky traps and is susceptible to the contrast effect originated by the combination of two different colors (Taylor et al. 2014).

Currently, no studies have been conducted to assess the effect of covering yellow sticky traps with meshes of different colors and sizes to catch *B. cockerelli*. The goals of the current study were to evaluate the capture effect of 12 mesh colors (white, black, red, orange, purple, light blue, dark blue, crimson, pink, gray, light green, dark green and yellow) and three groove sizes [small (diamond shape with 0.5 mm²), medium (hexagon shape with 2.6 mm²) and large (diamond shape with 4.5 mm²)] to *B. cockerelli*.

Materials and Methods

Study Description

The effectiveness of yellow sticky traps (200 mm x 125 mm) covered with different mesh colors and sizes to capture *B. cockerelli* was compared in a commercial pepper (*Capsicum* spp.) farm during January-February 2022 in Angostura, Sinaloa, Mexico (25°9'15"N, 109°54'34"W). Crops were fruiting and a heavy infestation of *B. cockerelli* was present. Traps were installed at the plant canopy with a separation of 6.4 m among traps. No pesticide applications were performed during the assays.

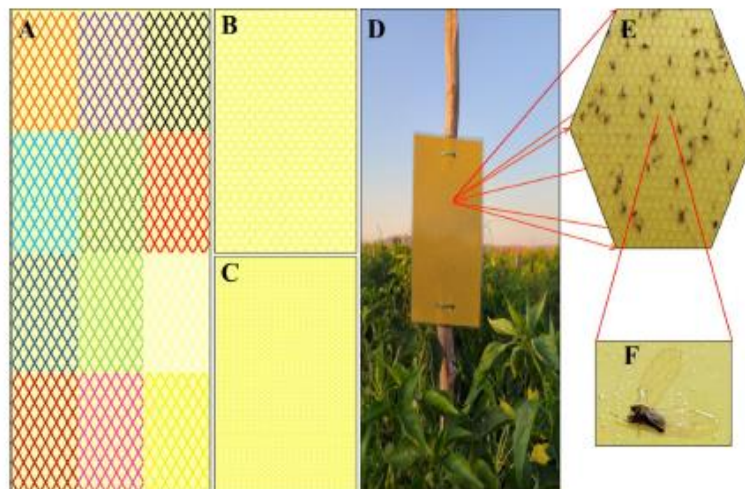
Manufacture of the Traps

The traps used in this study (20 x 12.5 cm) were made with yellow cardboard (CMYK, 0.00, 0.09, 0.76, 0.01) (58 x 89 cm) (250 g/m²) (José Luis Mondragón y Compañía S.A. de C.V.), sealed with clear laminating film (polyethylene terephthalate [PET]) (3 mil [0.076 mm]) (Nuova), and coated with entomological adhesive (Imex-Adhesive). Only one side of the traps was selected to be glued and covered with tulle nylon mesh (Skytex México S.A. de C.V.) after it dried. The mesh was purchased in the cloth store "La Parisina" in Guamúchil, Sinaloa, Mexico. The mesh traits varied among experiments according to their goal.

Experimental Design

Each of the following assays performed in the current study was conducted as a completely randomized design with ten replications for treatment where each sticky trap was considered as a replication. Unmeshed traps were used as control. A magnifying glass (10X) was used to count the insects capture by the traps after the exposure period. The experimental design is illustrated in Fig. 1.

Fig. 1 The mesh covered yellow sticky traps field assays diagram. **A**=Diamond shape mesh of twelve colors measuring 3 mm long each diagonal **B**=Yellow hexagon shape with 1 mm long each side. **C**=Yellow diamond shape with 1 mm long each diagonal. **D**= Trap placement at the commercial fields. **E**= Covered trap after the exposure period. **F**= *Bactericera cockerelli* counting



Color Evaluation

Twelve different mesh (diamond shape with 3 mm long each diagonal) colors (orange [CMYK, 0.00, 0.73, 1.00, 0.00; manufacture code, 5810L61], purple [CMYK, 0.12, 0.65, 0.00, 0.69; manufacture code, 5810L83], black [CMYK, 0.00, 0.00, 0.00, 0.97; manufacture code, 5810L19], light blue [CMYK, 0.76, 0.14, 0.00, 0.00; manufacture code, 5810L21], dark green [CMYK, 0.77, 0.00, 0.96, 0.64; manufacture code, 5810L47], red [CMYK, 0.00, 1.00, 1.00, 0.00; manufacture code, 5810L36], dark blue [CMYK, 0.62, 0.56, 0.00, 0.58; manufacture code, 5810L27], light green [CMYK, 0.45, 0.00, 0.45, 0.00; manufacture code, 5810L46], white [CMYK, 0.00, 0.00, 0.00, 0.00; manufacture code, 5810L01], crimson [CMYK, 0.00, 0.89, 0.81, 0.42; manufacture code, 5810L37], pink [CMYK, 0.00, 0.27, 0.10, 0.00; manufacture code, 5810L50] and yellow [CMYK, 0.00, 0.03, 0.98, 0.00; manufacture code, 5810L72]) (Skytex México S.A. de C.V.) were used to evaluate the mesh color effect on the capturing of *B. cockerelli* (Fig. 1A). Traps were placed on an Anaheim (*C. annuum*) plot for 10 days. After the period, traps were removed from the crop and insects were counted.

Size Evaluation

Three different mesh sizes (large [diamond shape measuring 3 mm long each diagonal and 4.5 mm², manufacture code 5810L72, Fig. 1A], medium [hexagon shape with 1 mm long each and 2.6 mm², manufacture code 5820L72, Fig. 1B] and small [diamond shape measuring 1 mm long each diagonal and 0.5 mm², manufacture code 5833L72, Fig. 1C]) (Skytex México S.A. de C.V.) were used to evaluate the effect of the

Table 1 Visual scale reported by Rubio-Aragón et al. (2022) to evaluate the sticky traps cleanliness

Level	Description
1	Sticky trap with 0–20% of its area covered with nontarget organisms and/or debris.
3	Sticky trap with 20–40% of its area covered with nontarget organisms and/or debris.
5	Sticky trap with 40–60% of its area covered with nontarget organisms and/or debris.
7	Sticky trap with 60–80% of its area covered with nontarget organisms and/or debris.
9	Sticky trap with 80–100% of its area covered with nontarget organisms and/or debris.

mesh size on capturing *B. cockerelli* and trap cleanliness. Traps were placed on an Anaheim plot for 10 days. After the period, traps were removed from the crop, insects were counted, and the cleanliness was estimated using the visual rating 1–9 scale described by Rubio-Aragón et al. (2022), with 1 indicating very clean trap and 9 very dirty trap full of nontarget organisms and debris (Table 1).

Corroboration Assays

To corroborate the effect of the mesh-covered yellow sticky traps on the capturing of *B. cockerelli* and its cleanliness, yellow sticky traps with the yellow-medium mesh (hexagon shape with 1 mm long each side and 2.6 mm², manufacture code 5820L72) were used in two additional assays.

The first assay was carried out in three different pepper typologies (Caribe [*C. annuum*], Habanero [*C. chinense*] and Serrano [*C. annuum*]) to evaluate the meshed traps in different crops and densities of the insect. The assay duration was 10 days and after that period the insects were

counted, and the cleanliness was estimated using the rating scale described before.

The second assay was conducted in the Anaheim plot with a duration of thirty-days to evaluate the mesh-covered traps over a longer period, with the number of insects and cleanliness score recorded every ten days, leading to three total counts. Traps were randomly placed after each count.

Data Analysis

Data generated from the assays were subjected to Kolmogorov-Smirnov and Levene tests to verify the statistical assumptions of normality and homogeneity of variances, respectively. Nevertheless, the data did not comply with these assumptions, therefore, a nonparametric analysis of variances (Kruskal-Wallis and Dunn median tests with Bonferroni correction to separate treatments) was carried out with the mesh colors and sizes data ($p \leq 0.05$). For the validation trials, the Mann-Whitney U test was used to compare covered traps with uncovered ones. The calculations were performed with SPSS version 26.

Results

Effect of the Mesh Color on *B. Cockerelli*

The number of *B. cockerelli* adults caught on the covered sticky traps varied among the 12 mesh colors evaluated in comparison to the control (unmeshed traps) ($H=48.460$, $df=12$, $p < 0.001$) 10 days after traps installation (Fig. 2). Yellow was the only statistically similar mesh color to the

uncovered traps with an average of 72.1 and 74.6 adults caught per trap, respectively, the capture of the remaining colors ranged from 24.38 to 46.88 (Fig. 2). The yellow color was selected for posterior evaluations.

Effect of the Mesh Size on *B. Cockerelli* and Traps Cleanliness

The number of *B. cockerelli* adults caught ($H=25.44$, $df=3$, $p < 0.001$) and cleanliness of the traps score ($H=53.16$, $df=3$, $p < 0.001$) to the covered sticky traps varied among the three mesh sizes evaluated in comparison to the unmeshed ones 10 days after trap installation (Fig. 3). The small mesh was the only size that differed significantly in the number of insects captured in comparison with the control traps with 35.05 and 69.90, respectively, the medium size had 60.86, and the large mesh 64.05 (Fig. 3A). Regarding cleanliness, the three sizes differed significantly from the unmeshed traps, the small mesh had the statistical lowest score according with the visual scale followed by the medium and large sizes with 2.64, 3.76 and 4.43, respectively (Fig. 3B). The control traps averaged 7.47. The medium size was selected for posterior evaluations.

Effect of the Yellow-Medium Mesh on *B. Cockerelli* and Traps Cleanliness

To validate the effect of the mesh color and size selected in the previous trials on the capture of *B. cockerelli* and the cleanliness of the traps, six comparative evaluations between yellow sticky traps covered with a yellow-medium

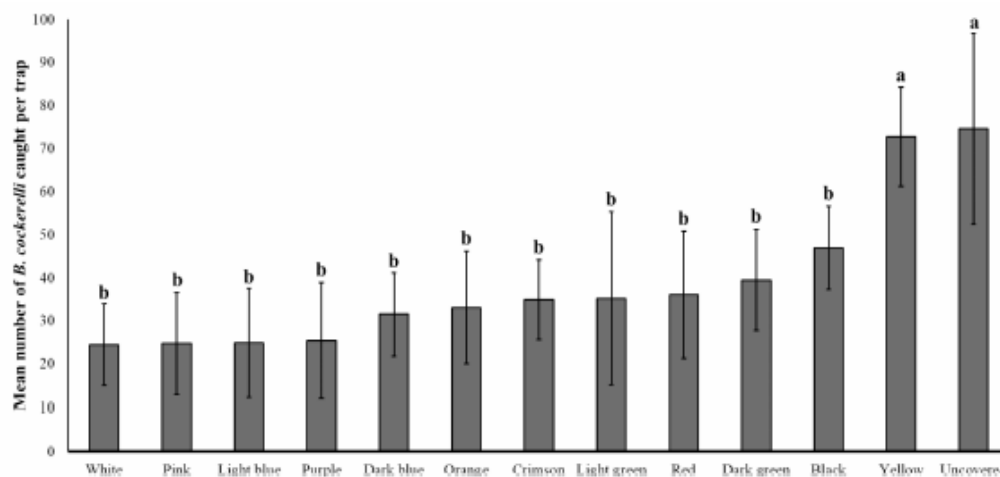


Fig. 2 Response of yellow sticky traps covered with 12 selected mesh colors plus unmeshed traps to *Bactericera cockerelli* (Mean \pm SD). Means with different letters indicate significant difference according to the Dunn median test ($p < 0.001$)

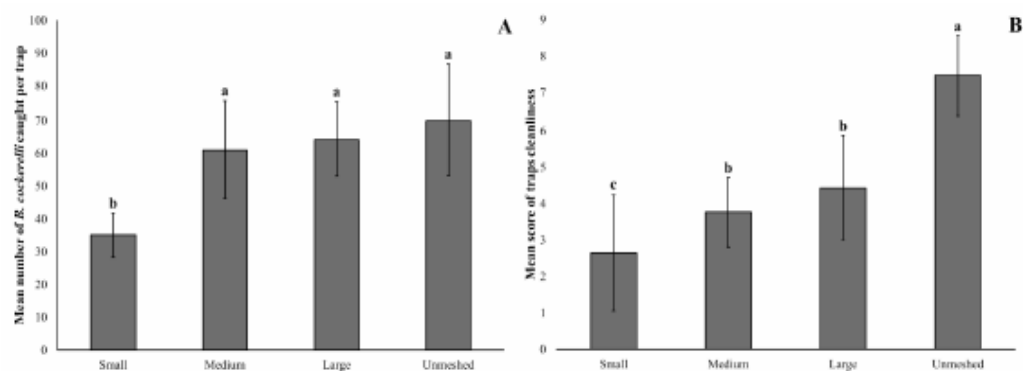


Fig. 3 Response of yellow sticky traps covered with three selected mesh sizes plus unmeshed traps to *Bactericera cockerelli* (Mean \pm SD) (A) and cleanliness of the traps (visual scale 1-9) (Mean \pm SD) (B).

Means with different letters indicate significant difference according to the Dunn median test ($p < 0.001$)

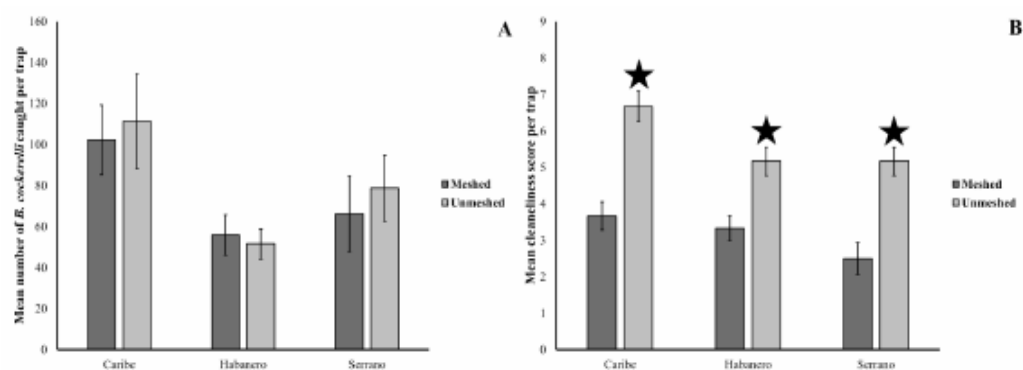


Fig. 4 Response of yellow sticky traps covered with the yellow-medium mesh versus the unmeshed traps to *Bactericera cockerelli* (Mean \pm SD) (A) and cleanliness of the traps (visual scale 1-9)

(Mean \pm SD) (B) in three crops. Stars indicate a significant difference among treatments according to the Mann-Whitney U test ($p \leq 0.05$)

mesh versus unmeshed traps were carried out in two different trials.

The first three evaluations were performed in different pepper plots (Caribe, Habanero and Serrano) 10 days after trap installation. There was no statistical difference in the number of *B. cockerelli* caught among meshed and unmeshed traps in either of the three pepper typologies (Caribe [H=0.70, df=1, $p=0.403$], Habanero [H=1.27, df=1, $p=0.260$] and Serrano [H=2.25, df=1, $p=0.133$]) (Fig. 4A). On the other hand, the cleanliness of the traps score exhibited a significant difference in the three plots (Caribe [H=12.81, df=1, $p < 0.001$], Habanero [H=7.52, df=1, $p=0.006$] and Serrano [H=10.45, df=1, $p < 0.001$]) (Fig. 4B).

The last three evaluations were carried out at intervals of 10 days after the installation of the traps. The number of *B. cockerelli* caught was significantly higher in the

meshed traps after the second evaluation (first evaluation [H=0.27, df=1, $p=0.603$], second evaluation [H=4.20, df=1, $p=0.040$] and third evaluation [H=12.24, df=1, $p < 0.001$]) (Table 2). In contrast, the score of the cleanliness of the traps was statically lower in the meshed traps for all three evaluations (first evaluation [H=5.07, df=1, $p=0.024$], second evaluation [H=9.19, df=1, $p=0.002$] and third evaluation [H=14.96, df=1, $p < 0.001$]) (Table 2).

Discussion

Trapping protocols using yellow sticky traps are the most common and widely adopting monitoring system used by farmers and institutions to detect *Bactericera cockerelli* within crops and regions (Walker et al. 2014, 2015; Hodge et al. 2019; Djaman et al. 2019), therefore, any side effect of

Table 2 Response of yellow sticky traps covered with the yellow-medium mesh versus the uncovered traps *Bactericera cockerelli* (Mean \pm SD) and cleanliness of the traps (visual scale 1–9) (Mean \pm SD) for 30 days

	10 days		p	20 days		p	30 days		p
	Meshed	Unmeshed		Meshed	Unmeshed		Meshed	Unmeshed	
<i>B. cockerelli</i>	68.2 \pm 6.4	71.7 \pm 7.5	0.603	118.8 \pm 16.7	96.0 \pm 11.1	0.040	166.3 \pm 16.2	128.6 \pm 15.0	< 0.001
Cleanliness	2.0 \pm 1.0	3.3 \pm 1.2	0.038	3.5 \pm 0.9	5.3 \pm 1.2	0.002	4.7 \pm 1.4	8.2 \pm 1.0	< 0.001

Treatments with $p \leq 0.05$ were significantly different according to the Mann-Whitney *U* test

these is a major concern. The lack of specificity exhibited by the sticky traps allows the capture of nontarget organisms and the collection of debris which reduce their effectiveness and life span; covering the sticky traps with a mesh significantly improves their specificity (Sétamou et al. 2019; Rubio-Aragón et al. 2022). However, the mesh traits such as color and groove size directly influence the capture of the insects and so far, there are no previous studies designed to assess these traits on the capture of *B. cockerelli*.

Out of the 12 different mesh colors evaluated, only the yellow mesh had a similar statistical number of insects caught as the unmeshed traps. When a mesh covers a sticky trap it changes the perception of insects to it, therefore, using a similar color of the mesh as the trap reduces that change to a minimum. *Bactericera cockerelli* is an insect with a strong visual reaction and it has been shown that it exhibits a susceptibility to contrasts between colors (Taylor et al. 2014). A similar result is reported by Sétamou et al. (2019) and Rubio-Aragón et al. (2022) who reported that a different mesh color than the trap significantly decreases the number of insects caught by the mesh-covered sticky traps. Therefore, using the same mesh color as the traps is highly recommended to reduce to a minimum the change in the perception of the insects to the covered traps.

Regarding the mesh groove sizes, out of the three sizes evaluated, the medium and large meshes caught similar insects as the uncovered traps. The main function of the mesh is to act as a filter for larger organisms and debris. The small mesh had diamond grooves of 1 mm long and a total area of 0.5 mm²; meanwhile, the medium and large meshes had a hexagon shape of 1 mm long on each side and a total area of 2.6 mm², and a diamond shape of 3 mm long on each diagonal and a total area 4.5 mm², respectively. *Bactericera cockerelli* is a soft body insect with 1.5–2.0 mm length and 0.5 mm width (Liu and Trumble 2007; Vargas-Madriz et al. 2013) and although is not necessary for the entire body to get glued in the traps (Sétamou et al. 2019), the area of the small grooves mesh is approximately half the size of the insect. Therefore, the effectiveness of the mesh size is related to the insect body size; for instance, for *B. tabaci* there was no significant difference among these three mesh sizes because its size is approximately half the size of *B. cockerelli* (Rubio-Aragón et al. 2022). This same principle of the larger the mesh grooves, the larger the organisms and

debris which are captured explains why the cleanliness of the traps significantly decreases in the medium and large meshes in comparison with the small mesh and why the three meshes differed statistically from the unmeshed control. Nevertheless, the type and number of organisms and debris involved in the trap placement site is a fundamental factor that affects the cleanliness of the traps. In the study carried out by Rubio-Aragón et al. (2022), the small and medium mesh did not differ significantly from each other like they did in our study. Therefore, we recommend using the mesh with the smallest size that does not statistically differ from the uncovered traps in the number of the targeted insects captured.

The effectiveness of the yellow-medium meshed traps showed consistency regardless of the host crop, the insect density, and the nontarget organisms and debris involved in the three pepper plots used to corroborate the effectiveness of the mesh traits previously selected. The number of *B. cockerelli* did not change significantly among meshed and unmeshed traps in either plot but the cleanliness score of the traps did in every crop, exhibiting a statistical lower score in the meshed traps. These results agree with Sétamou et al. (2019) and Rubio-Aragón et al. (2022) who described an independence of the meshed traps effectiveness with factors such as host crop, the target pest density, the unwanted organisms and debris abundance, and the season.

In the long-term trial with three consecutive counts of ten days each, the meshed traps had a significant higher number of *B. cockerelli* caught for the second and third evaluation and a significant lower score for the cleanliness of the traps for each evaluation in comparison with the unmeshed ones. Covering the sticky traps with a mesh creates a sifter effect that reduces unwanted captures (Sétamou et al. 2019) and this effect contributes to keep the effective catching surface and the perception of *B. cockerelli* adults to the traps. A similar result was shown by Rubio-Aragón et al. (2022) to *B. tabaci* where the significant reduction of unwanted catches helped to maintain a larger effective sticky area in the trap and a higher attraction of the insects to the meshed traps in comparison with the unmeshed ones.

The significant improvement in the specificity of the meshed traps brings several important benefits to the sticky traps monitoring protocols to *B. cockerelli*. For instance, these traps can stay in the field for a longer time reducing the

number of traps needed and the plastic waste and are easier to clean and reuse (Dreistadt et al. 1998). Additionally, the meshed traps improve installation/remotion manipulation, increase the accuracy on the detection and counting of the insects, and reduces the evaluation time. Also, the mesh helps ease the removal of specimens for later identification, and conserves nontarget organisms such as natural enemies. All these benefits can increase the adoption and profitability of these monitoring systems. Additionally, there is a rising interest to use sticky traps as a control strategy for mass-trapping insects, especially pathogen vectors and/or insects resistant to insecticides such as thrips and whiteflies (Lu et al. 2012; Mao et al. 2018; Van Tol et al. 2021). Since *B. cockerelli* is a vector and resistance incidences have been reported (Vega-Gutiérrez et al. 2008; Szczepaniak et al. 2019), the yellow sticky traps could be a potential control strategy for this insect and the extra benefits of mesh covering the traps could improve the success rate of this alternative. Moreover, the yellow sticky traps can be carried out in alone or in combination with the use of natural enemies (Gu et al. 2008), however, sometimes these methods are not compatible since these organisms are attracted by the traps and are unintentionally caught; the use of meshed traps improves the compatibility of the yellow traps with large predators such as lacewings and ladybeetles (Sétamou et al. 2019; Rubio-Aragón et al. 2022). Regarding their use with natural enemies, future studies should examine the effect of meshed traps on parasitoids. Additionally, another study to evaluate the use of yellow sticky traps as a control strategy to *B. cockerelli* alone or combined with natural enemies should be considered before recommending as an efficient method.

In summary, the addition of a yellow mesh (hexagon shape groove of 1 mm long each size and 2.6 mm²) to the sticky surface of the yellow traps mitigates the unwanted side effect of lacking specificity to debris and nontarget organisms while maintaining the effectiveness to capture *B. cockerelli* in a short time and increasing it in the long term. The proposed meshed traps can bring a substantial improvement to the diverse monitoring programs designed to constantly detect the distribution of *B. cockerelli* within fields and regions worldwide.

Acknowledgements Authors thanks the Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACYT) for the scholarship granted to Walter Arturo Rubio Aragón to carry out his Doctoral Studies, the pepper grower Mr. Christian Tapia and Huicharabito S.P.R. de R.I. for the support provided for this research.

Author Contributions All authors contributed to the study conception and design. Material preparation, field work and data collection by Walter Arturo Rubio-Aragón, Jorge Alberto Edeza-Urías, Juan Antonio Castro-Diego and Guillermo Gómez-González. Data analysis by Walter Arturo Rubio-Aragón and Carlos Alfonso López-Orona. The manuscript was written by Walter Arturo Rubio-Aragón, Jesús Enrique

Retes-Manjarrez and Carlos Alfonso López-Orona. All authors commented, read, and approved the final manuscript.

Declarations

Conflict of interest Authors declare no conflict of interest.

References

- Al-Jabr, A. M., and W. S. Cranshaw. 2007. Trapping tomato psyllid, *Bactericera cockerelli* (Sulc) (Hemiptera: Psyllidae), in greenhouses. *Southwestern Entomologist*. <https://doi.org/10.3958/0147-1724-32.1.25>.
- Bian, L., P. X. Yang, Y. J. Yao, Z. X. Luo, X. M. Cai, and Z. M. Chen. 2016. Effect of trap color, height, and orientation on the capture of yellow and stick tea thrips (Thysanoptera: Thripidae) and nontarget insects in tea gardens. <https://doi.org/10.1093/jee/tow007>.
- Böckmann, E., A. Pfaff, M. Schirrmann, and M. Pflanz. 2021. Rapid and low-cost insect detection for analysing species trapped on yellow sticky traps. *Scientific Reports*. <https://doi.org/10.1038/s41598-021-89930-w>.
- Caicedo, J., M. Vallejo, L. Simbaña, and L. I. Rivera. 2020. First report of 'Candidatus Liberibacter solanacearum' causing leaf discoloration and wilting in tamarillo and cape gooseberry in Ecuador. *New Disease Reports*. <https://doi.org/10.5197/j.2044-0588.2020.041.030>.
- Carrillo-Castillo, C., Z. Fu, and D. Burckhardt. 2019. First record of the tomato potato psyllid *Bactericera cockerelli* from South America. *Bulletin of Insectology* 72: 85–91.
- Crosslin, J. M., P. B. Hamm, J. E. Eggers, S. I. Rondou, V. G. Sengoda, and J. E. Mumyaneza. 2012. First report of zebra chip disease and *Candidatus Liberibacter solanacearum* on potatoes in Oregon and Washington State. *Plant Disease* <https://doi.org/10.1094/PDIS-10-11-0894>.
- Djaman, K., C. Higgins, S. Begay, K. Koudahe, S. Allen, K. Lombard, and M. O'Neill. 2019. Seasonal Occurrence of Potato Psyllid (*Bactericera Cockerelli*) and Risk of Zebra Chip Pathogen (*Candidatus Liberibacter Solanacearum*) in Northwestern New Mexico. *Insects*. <https://doi.org/10.3390/insects11010003>.
- Dreistadt, S. H., J. P. Newman, and K. L. Robb. 1998. *Sticky trap monitoring of insect pests*. vol. 21572 University of California, Division of Agriculture and Natural Resource Publication.
- Food and Agriculture Organization (FAO). 2023. Value of agricultural production. <https://www.fao.org/faostat/en/#data/QV>. Accessed 12 March 2023.
- Gu, X. S., W. J. Bu, W. H. Xu, Y. C. Bai, B. M. Liu, and T. X. Liu. 2008. Population suppression of *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) using yellow sticky traps and *Eretmocerus* nr. *Rajasthanicus* (Hymenoptera: Aphelinidae) on tomato plants in greenhouses. *Insect Science*. <https://doi.org/10.1111/j.1744-7917.2008.00209.x>.
- Hodge, S., J. Bennetta, C. N. Merfield, and R. W. Hofmann. 2019. Effects of sticky trap colour, UV illumination and within-trap variation on tomato potato psyllid captures in glasshouses. *New Zealand Journal of Crop and Horticultural Science*. <https://doi.org/10.1080/01140671.2018.1508043>.
- Lin, H., B. Lou, J. M. Glynn, H. Doddapaneni, E. L. Civerolo, C. Chen, Y. Duan, L. Zhou, and C. M. Vahling. 2011. The complete genome sequence of 'Candidatus Liberibacter solanacearum', the bacterium associated with potato zebra chip disease. *PLoS One*. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0019135>.
- Liu, D., and J. T. Trumble. 2007. Comparative fitness of invasive and native populations of the potato psyllid (*Bactericera*

- cockerelli*). *Entomologia experimentalis et applicata*. <https://doi.org/10.1111/j.1570-7458.2006.00521.x>.
- Lu, Y., Y. Bei, and J. Zhang. 2012. Are yellow sticky traps an effective method for control of sweetpotato whitefly, *Bemisia tabaci*, in the greenhouse or field? *Journal of Insect Science*. <https://doi.org/10.1673/031.012.11301>.
- Mao, L., Y. Chang, F. Yang, L. Zhang, Y. Zhang, and H. Jiang. 2018. Attraction effect of different colored cards on thrips *Frankliniella intonsa* in cowpea greenhouses in China. *Scientific Reports*. <https://doi.org/10.1038/s41598-018-32035-8>.
- Melgoza-Villagómez, C. M., C. D. R. León-Sicaños, J. A. López-Valenzuela, L. A. Hernández-Espinal, S. Velarde-Félix, S., and J. A. Garzón-Tiznado. 2018. Presencia de *Candidatus* Liberibacter solanacearum en *Bactericera cockerelli* Sulc asociada con enfermedades en tomate, chile y papa. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*. <https://doi.org/10.29312/remexca.v9i3.267>.
- Rubio-Aragón, W. A., G. A. López-Urquidez, S. A. Félix-Camacho, A. Douriet-Angulo, J. A. Edeza-Urias, and C. A. López-Orona. 2022. Capture effect of yellow sticky traps covered with meshes of different colors and sizes on *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) and nontarget organisms. *Applied Entomology and Zoology*. <https://doi.org/10.1007/s13355-022-00786-6>.
- Secor, G. A., V. V. Rivera, J. A. Abad, I. M. Lee, G. R. G. Clover, L. W. Liefing, X. Li, and S. H. De Boer. 2009. Association of '*Candidatus* Liberibacter solanacearum' with zebra chip disease of potato established by graft and psyllid transmission, electron microscopy, and PCR. *Plant Disease*. <https://doi.org/10.1094/PDIS-93-6-0574>.
- Sétamou, M., R. R. Saldaña, J. M. Hearn, J. Dale, A. T. P. Fera, and D. Czokajlo. 2019. Screening sticky cards as a simple method for improving efficiency of *Diaphorina citri* (Hemiptera: Liviidae) monitoring and reducing nontarget organisms. *Journal of Economic Entomology*. <https://doi.org/10.1093/jeet/toz045>.
- Shin, Y. K., S. B. Kim, and D. S. Kim. 2020. Attraction characteristics of insect pests and natural enemies according to the vertical position of yellow sticky traps in a strawberry farm with high-raised bed cultivation. *Journal of Asia-Pacific Entomology*. <https://doi.org/10.1016/j.aspen.2020.08.016>.
- Suwandharathena, N., G. Holwell, and G. Avila. 2022. The current and future potential geographical distribution of *Bactericera cockerelli*: an invasive pest of increasing global importance. *Research Square*. <https://doi.org/10.21203/rs.3.rs-1641424/v1>.
- Swisher, K. D., A. P. Arp, B. R. Bextine, E. A. Álvarez, J. M. Crosslin, and J. E. Muzyaneza. 2013. Haplotyping the potato psyllid, *Bactericera cockerelli*, in Mexico and Central America. *Southwestern Entomologist*. <https://doi.org/10.3958/059.038.0205>.
- Szczepaniak, A., K. A. Varela, M. Kiani, L. Paetzold, and C. M. Rush. 2019. Incidence of resistance to neonicotinoid insecticides in *Bactericera cockerelli* across Southwest US. *Crop Protection*. <https://doi.org/10.1016/j.cropro.2018.11.001>.
- Taylor, N. M., R. C. Butler, J. Vereijssen, and M. M. Davidson. 2014. Trap colour, size, and borders alter catches of *Bactericera cockerelli* in a potato crop. *Entomologia Experimentalis et Applicata*. <https://doi.org/10.1111/eea.12157>.
- van Tol, R. W. H. M., J. Tom, M. Roher, A. Schreurs, and C. van Dooremalen. 2021. Haze of glue determines preference of western flower thrips (*Frankliniella occidentalis*) for yellow or blue traps. *Scientific Reports*. <https://doi.org/10.1038/s41598-021-86105-5>.
- Vargas-Madriz, H., N. Bautista-Martínez, J. Vera-Graziano, C. García-Gutiérrez, and C. Chavarín-Palacio. 2013. Morphometrics of eggs, nymphs, and adults of *Bactericera cockerelli* (Hemiptera: Trioziidae), grown on two varieties of tomato under greenhouse conditions. *Florida Entomologist*. <https://doi.org/10.1653/024.096.0110>.
- Vega-Gutiérrez, M. T., J. C. Rodríguez-Maciél, O. Díaz-Gómez, R. Bujanos-Muñiz, D. Mota-Sánchez, J. L. Martínez-Carrillo, A. Lagunes-Tejeda, and J. A. Garzón-Tiznado. 2008. Susceptibilidad a insecticidas en dos poblaciones mexicanas del salerillo, *Bactericera cockerelli* (Sulc) (Hemiptera: Trioziidae). *Agrociencia* 42: 463–471.
- Walker, P. G., F. H. MacDonald, P. J. Wright, A. J. Puketapu, R. Gardner-Gee, P. G. Connolly, and J. A. Anderson. 2014. Development of action thresholds for management of *Bactericera cockerelli* and zebra chip disease in potatoes at Pukekohe, New Zealand. *American Journal of Potato Research*. <https://doi.org/10.1007/s12230-014-9427-3>.
- Walker, P. W., G. R. Allen, R. S. Tegg, L. R. White, and C. R. Wilson. 2015. The tomato potato psyllid, *Bactericera cockerelli* (Sulc, 1909) (Hemiptera: Trioziidae): a review of the threat of the psyllid to Australian solanaceous crop industries and surveillance for incursions in potato crops. *Austral Entomology*. <https://doi.org/10.1111/aen.12129>.
- Wan, J., R. Wang, Y. Ren, and S. McKirdy. 2020. Potential distribution and the risks of *Bactericera cockerelli* and its associated plant pathogen *Candidatus* Liberibacter Solanacearum for global potato production. *Insects*. <https://doi.org/10.3390/insects11050298>.
- Yen, A. L., D. G. Madge, N. A. Berry, and J. D. L. Yen. 2013. Evaluating the effectiveness of five sampling methods for detection of the tomato potato psyllid, *Bactericera cockerelli* (Sulc) (Hemiptera: Psylloidea: Trioziidae). *Australian Journal of Entomology*. <https://doi.org/10.1111/aen.12006>.

Publisher's Note Springer Nature remains neutral with regard to jurisdictional claims in published maps and institutional affiliations.

Springer Nature or its licensor (e.g. a society or other partner) holds exclusive rights to this article under a publishing agreement with the author(s) or other rightsholder(s); author self-archiving of the accepted manuscript version of this article is solely governed by the terms of such publishing agreement and applicable law.



Efficiency of traps with different shape, background color and location to monitor *Bemisia tabaci* (Gennadius) adults on Anaheim pepper (*Capsicum annuum* L.) crop

Walter Arturo Rubio Aragón¹ · Jesús Enrique Retes-Manjarrez² · Lorena Molina Cárdenas¹ · Martín Abraham Tirado Ramírez¹ · Tomas Aaron Vega Gutiérrez¹ · Guadalupe Alfonso López Urquidez¹ · Carlos Alfonso López Orona¹

Received: 29 September 2022 / Accepted: 12 May 2023
 © African Association of Insect Scientists 2023

Abstract

Sticky traps are widely used for monitoring *Bemisia tabaci* populations, and their efficiency is affected by their design and location within crops. Exist few information about these factors, especially on pepper crops (*Capsicum annuum* L.) under open field conditions, therefore, the objectives of this study were to determine the efficiency of sticky traps with different shapes, background colors, and locations to monitor *B. tabaci* adults within Anaheim pepper. In the first part of this study, two assays with six trap shapes and seven colored backgrounds were evaluated. A significantly higher number of adults were captured on triangular, rectangular, and ellipsoid traps in comparison with the other shapes. The sticky traps with yellow and black backgrounds showed no significant difference on the number of insects between them but they did with the other colors. In the second part, three assays were done to evaluate the effect of four different trap orientations, five side distances from the center of row to the inter-row space and five trap heights. While as trap orientation did not have a significant effect on insects captured, traps installed at 0–40 cm aside from the row center during the early crop growth and 0–60 cm during the reproductive phase caught a significant highest number of adults. Traps placed at a height of 0 cm during the vegetative phase, and at 0–20 cm during the reproductive phase captured the maximum number of adults. This study provides new useful insights for monitoring whiteflies with sticky traps in open field conditions.

Keywords Whitefly · Monitoring · Sticky traps · Integrated pest management · Insect behavior

Introduction

Peppers (*Capsicum annuum* L.) are one of the most important crops worldwide (FAO, 2023). Anaheim morphotype is one of the most important peppers morphotype and is currently cultivated in many countries, especially in the tropical and subtropical regions (Hashem et al. 1991; Walker and Funk 2014; Al-Aloosi et al. 2020). Pepper production in these regions is limited by several factors, highlighting the wide diversity of phytophagous insects (Weintraub 2007).

Among these insect pests, the whitefly *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Hemiptera: Aleyrodidae) spotlight as a major yield limiting due to its ability to transmit plant viruses and their severity is related with its population size (Hernandez-Espinal et al. 2018; Retes-Manjarrez et al. 2018; Ghosh and Ghanim 2021).

The implementation of appropriate pest management measures requires a reliable identification and monitoring of the insect pest, especially of virus vectors such as *B. tabaci* because is essential for decision-making in an Integrated Pest Management Program. The estimation of *B. tabaci* densities using adult counts over the other biological stage is highly recommended and widely adopted due to a higher ease to perform and cost effectiveness (Ohnesorge and Rapp 1986). Comparative studies of multiple sampling methods exhibit the use of yellow sticky traps as one of the most sensitive strategies to estimate *B. tabaci* population size,

✉ Carlos Alfonso López Orona
 clopezorona@uas.edu.mx

¹ Facultad de Agronomía, Universidad Autónoma de Sinaloa, Culiacán, Sinaloa, México

² Fyffes, Finca el Oasis La Fragua, Zacapa, Guatemala

establishment and spread within crops over other techniques such as vacuum sampling and image systems (Horowitz 1986; Qiao et al. 2008).

Sticky traps consist of a cardboard or plastic surface covered with a viscous substance used as adhesive such as oil or a specialized glue (Singh and Sood 2020). The effectiveness of the sticky traps to capture insects is highly influenced by different factors such as the traps design and their location within the crops. For the design, factors such as shape and background color have been shown to modify the traps effectiveness of different insects (Moreno and Gregory 1984, Döring et al. 2004, Mainali and Lim 2010, Nair et al. 2021) and for the location within the crops, factors such as trap orientation, side distance from the center of row to inter-row space and height crop type and its vegetative stages have been reported to be fundamental aspects to consider (Atakan and Canhilal 2004; Mao et al. 2018; Pobozniak et al. 2020; Shin et al. 2020). However, there is a very limited number of studies designed to evaluate the effectiveness of different yellow sticky traps shapes, the additions of a background colors and location to monitor *B. tabaci* populations in open field crops such as Anaheim pepper. Therefore, the objectives of this study were to evaluate the efficiency of sticky traps with different trap shapes, background colors, and locations factors, such as orientation, side distance from the center of row to inter-row space and height to monitor *B. tabaci* adults within Anaheim pepper crop in open field conditions.

Materials and methods

Study establishment

The current study was conducted in a commercial staked Anaheim pepper (*Capsicum annuum* L.) field in Angostura, Sinaloa, Mexico (25°9'15"N, 109°54'34"W). Wooden stakes and nylon ropes were used to keep the plants erected. The rows design was as follow: width of the rows 0.6 m, distance among rows (center to center) 1.6 m and distance among plants 0.3 m. The study was divided in two parts and each part was carried out twice. The total area for each part was approx. of 3,275 m² and 2,460 m², respectively. No pesticides were used during the study.

First part of the study: trap shapes and background color

This phase of the study was carried out during April and May 2021 at fruiting stage with the goal of evaluating the efficiency of different trap shapes and background colors for capturing *B. tabaci*. The sticky traps used were made from

cardboard, sealed with clear laminating film (polyethylene terephthalate [PET]) (3 mil [0.076 mm]), and covered with entomological adhesive (Imex-Adhesive). Only one side of the traps was glued. For the shape assay, the yellow cardboard was cut into six geometrical shapes of 250 cm²: triangle (22.0 cm base and 22.6 cm height), ellipse (12.0 and 6.6 cm axis), rectangle (20.0 cm long and 12.5 cm width), diamond (22.3 cm and 22.3 cm diagonals), circle (8.9 cm radius) and square (15.8 cm per side) (Fig. 1A). Due to their common use and commercial availability the rectangle shape was considered as control treatment. Regarding the background assay, yellow rectangles (250 cm² [20.0 cm long and 12.5 cm width]) were attached in the center of yellow, red, white, black, green, purple, and blue rectangles (500 cm² [27.9 cm long and 17.9 cm width]), the resulting traps were sealed, and the adhesive was applied only to the small-yellow rectangle (Fig. 1B). Due to the background and trap color were similar, yellow background was considered as control treatment. For both assays, the bottom edge of the traps was placed at the plant canopy level.

Second part of the study: traps orientations, side distances from the row center to the inter-row space, and height

This part was performed during October-March 2021–2022 with the goal of evaluating the efficiency of different orientations, side distances from the row center to the inter-row space, and height placements of the traps during the crop development. Rectangular-yellow traps (250 cm² [20.0 cm long and 12.5 cm width]) were used on the following assays. To evaluate the effect of the orientation, the traps were located facing North, South, East, and West. For the row side distance, the sticky traps were installed from the center of the row to the center of the inter-row space at intervals of 20 cm, leading a total of five treatments 0, 20, 40, 60 and 80 cm aside of the row center (Fig. 2). Two row side distance assays were carried out. The trap orientation and the first-row side distance assays were performed during the first week after transplanting the seedling, and the second-row side distance assay was carried out when the crop reached flowering. For the three previous assays, the bottom edge of the traps was placed at the plant canopy level. Regarding the height, the bottom edge of the traps was placed at 0, 20, 40, 60 and 80 cm above the row top and a total of seven evaluations were made from the first week after the transplanting at intervals of fifteen days for the first six evaluations and the last evaluation was made one month after the sixth evaluation as a validation assessment. For the first four evaluations (vegetative stage) traps were placed 40 cm from the row center to the inter-row space and for the remaining (flowering and fruiting) traps distance was

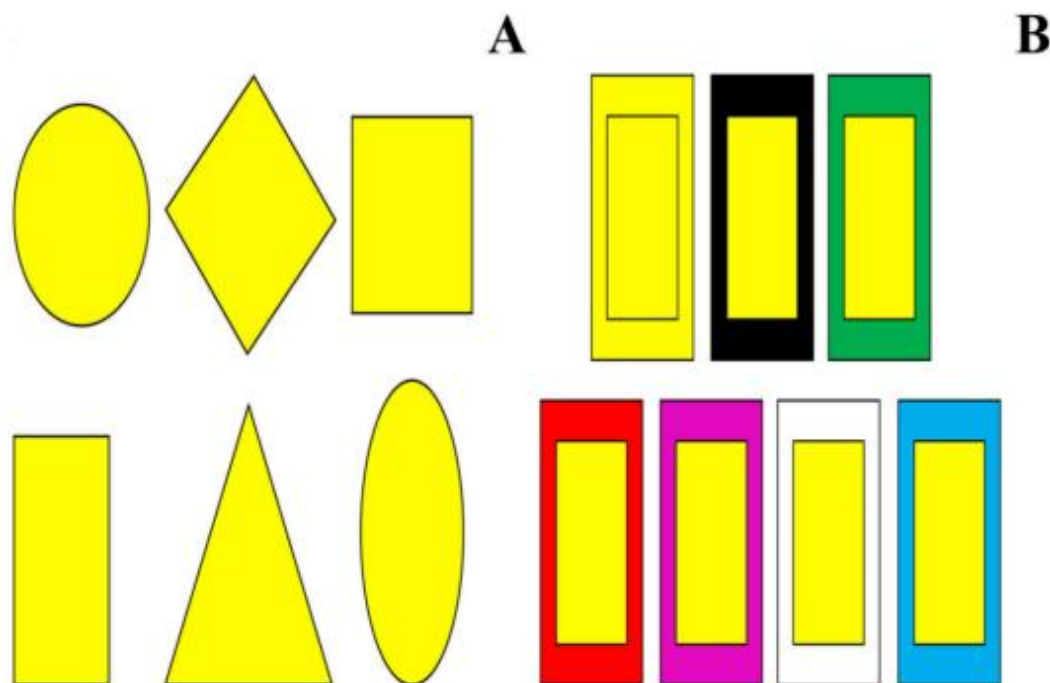


Fig. 1 Diagram representing the shape (A) and background color (B) of the yellow sticky traps used in the first experiment

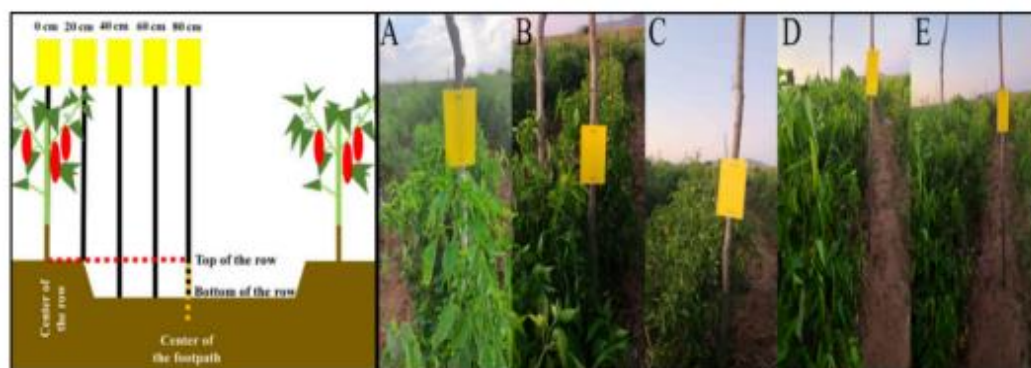


Fig. 2 The diagram for yellow sticky traps installed at the pepper plants canopy. Right pictures show the traps installed at the five different distances evaluated 0 cm (A), 20 cm (B), 40 cm (C), 60 cm (D) and 80 cm (E) aside from the row center to the inter-row space

modified 60 cm aside from the row center. When it was necessary the plants branches were carefully manipulated using the nylon ropes to avoid obstruction among the traps and the insects.

Experimental design and data analysis

Every of the assays performed in both parts of the study was established as a completely randomized design with ten replications per treatment and a trap separation of 6.4 m. Each trap was considered as a replication and the traps were left in the field for three days. After the period, the traps were removed for insects counting with a dissecting microscope.

Data generated from both replications of each assay was combine since there was no statistical difference among the number of insects captured in all the evaluations involved ($P > 0.05$). The data did not comply the statistical assumptions of normality and homogeneity of variances according with the Kolmogorov-Smirnov and Levene's tests, respectively, therefore, a nonparametric variance analysis with the Kruskal-Wallis and Dunn median tests was used to determine significance among treatments ($P \leq 0.05$). All analysis were performed with the statistical software SPSS version 26.

Results

First part of the study: trap shapes and background color

There was a significant effect of the trap shape on the capture of *B. tabaci* ($H = 43.507$; $gl = 5$; $P \leq 0.001$). Among the six shapes evaluated, triangle, rectangle, and ellipse had the statistical highest number of *B. tabaci* with an average trap catch of 59.5 ± 4.3 , 56.8 ± 3.5 and 55.7 ± 3.7 adults captured per trap, the remaining shapes had 40.9 ± 1.8 to 35.2 ± 2.2 (Fig. 3A). As no shape had a significant higher number of insects caught than the control, rectangle shape was chosen for subsequent assays.

In the trap background color, there was also a significant difference in the number of *B. tabaci* adults among treatments ($H = 73.745$; $gl = 6$; $P \leq 0.001$). Yellow and black

were the most effective colors capturing insects followed by green and red with an average trap catch of 34.5 ± 3.1 , 29.8 ± 2.8 , 19.3 ± 2.2 and 19.0 ± 1.9 insects, respectively, the remaining colors had 11.9 ± 1.4 to 8.1 ± 1.0 (Fig. 3B). As no background color had a significant higher number of insects caught than the yellow control, no colored frame was added, and a simple monochromatic yellow-rectangle design was used for subsequent assays.

Second part of the study: traps orientations, side distances from the row center to the inter-row space, and height

No significant difference was found in the number of insects caught by the sticky traps placed at the different cardinal orientations (North, South, East, and West); the range of the average adults caught per trap was from 12.9 ± 1.0 to 18.4 ± 2.74 ($H = 2.783$; $gl = 3$; $P \leq 0.426$).

In the row side distance assays, there was a significant difference exhibited among treatments in both assays. In the first assay ($H = 13.954$; $gl = 4$; $P = 0.007$), among the five distances evaluated, the traps placed at 0, 20 and 40 cm aside from the row center to the inter-row space had the statistical highest number of insects caught with an average trap catch of 8.7 ± 1.3 , 12.0 ± 1.2 and 7.8 ± 0.5 insects per trap, the remaining treatments had 6.0 ± 1.2 and 3.9 ± 0.7 (Fig. 4A). In the second assay ($H = 12.775$; $gl = 4$; $P = 0.012$), the distances with the significant higher average trap catch were 0, 20, 40 and 60 cm with 22.9 ± 2.1 , 26.0 ± 3.6 , 27.4 ± 2.0 and

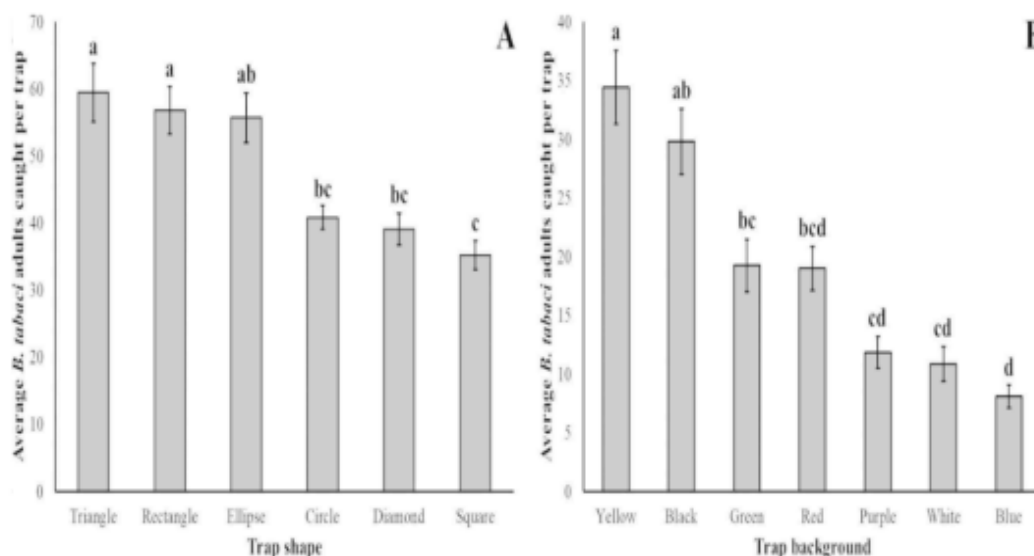


Fig. 3 Average (\pm SE) number of *Bemisia tabaci* caught per yellow sticky trap with different shapes (A) and background colors (B). Columns with different letters are statistical different according with the Dunn test ($P \leq 0.001$)

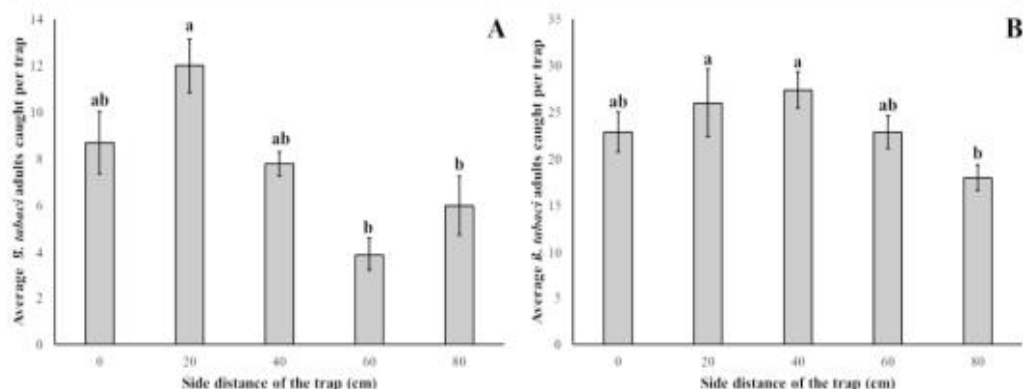


Fig. 4 Average (\pm SE) number of *Bemisia tabaci* caught per yellow sticky trap placed at different side distance from the row center to the inter-row space carried out one week after the transplanting of the

seedlings (A) and in the flowering stage (B). Columns with different letters are statistical different according with the Dunn test ($P \leq 0.05$)

Table 1 Average (\pm SE) number of *Bemisia tabaci* caught per yellow sticky traps placed at different heights from the row top through the development of the crop

Heights (cm)	Vegetative				Flowering		Fruiting
	1	2	3	4	5	6	7
0	20.0 \pm 3.3 a	29.4 \pm 2.7 a	18.0 \pm 1.5 a	25.6 \pm 2.4 a	30.6 \pm 2.4 a	20.6 \pm 2.4 a	32.6 \pm 3.4 a
20	11.9 \pm 1.5 b	18.0 \pm 1.5 b	12.1 \pm 1.1 b	13.6 \pm 1.6 b	23.8 \pm 1.8 ab	16.9 \pm 1.3 a	28.9 \pm 2.3 a
40	5.7 \pm 0.8 c	8.1 \pm 1.0 c	4.4 \pm 0.9 c	6.0 \pm 1.6 c	9.9 \pm 1.6 c	8.9 \pm 1.0 b	23.4 \pm 2.6 b
60	4.5 \pm 0.6 c	8.1 \pm 1.2 c	1.3 \pm 0.4 c	4.8 \pm 2.5 c	7.9 \pm 1.7 c	6.3 \pm 1.2 b	18.5 \pm 1.6 bc
80	3.4 \pm 0.8 c	5.4 \pm 0.8 c	0.9 \pm 0.4 c	1.1 \pm 0.5 c	6.1 \pm 1.5 c	2.8 \pm 0.6 c	14.8 \pm 1.8 c

Means with different letters in columns are statistical different according with the Dunn test ($P \leq 0.001$)

22.9 \pm 1.8, respectively, the remaining treatment only had 17.0 \pm 1.4 adults (Fig. 4B).

For the trap height, a significant difference among treatments was showed in the seven evaluations performed. In the first ($H=28.839$; $gl=4$; $P \leq 0.001$), second ($H=30.539$; $gl=4$; $P \leq 0.001$), third ($H=32.801$; $gl=4$; $P \leq 0.001$), and fourth ($H=28.266$; $gl=4$; $P \leq 0.001$) evaluation, the distance with the statistical highest average trap catch was 0 cm with an average trap catch of 20.0 \pm 3.3, 29.4 \pm 2.7, 18.0 \pm 1.5 and 25.6 \pm 2.4 adults followed by 20 cm with 11.9 \pm 1.5, 18.0 \pm 1.5, 12.1 \pm 1.1 and 13.6 \pm 1.6, the remaining treatments averaged 4.5 \pm 0.4, 7.2 \pm 0.6, 2.2 \pm 0.5 and 4.0 \pm 0.9 insects, respectively for each evaluation ($P \leq 0.001$). In the fifth evaluation ($H=30.821$; $gl=4$; $P \leq 0.001$), the treatments 0 and 20 cm had the statistical highest number of insects with an average trap catch of 30.6 and 23.8 insects, the remaining treatments averaged 7.8. In the sixth ($H=31.943$; $gl=4$; $P \leq 0.001$) and seventh ($H=29.011$; $gl=4$; $P \leq 0.001$) evaluation also the treatments 0 and 20 had the significant highest number of insects with an average trap catch of 20.6 and 16.9, and 32.6 and 28.9 adults, followed by the treatments 40 and 60 cm with 8.9 and 6.3, and 23.4 and 18.5, the remaining treatment had 2.8 and 14.8, respectively for each evaluation (Table 1).

Discussion

Monochromatic yellow, white, and blue sticky traps with a rectangle shape are the most commercially common traps available for growers worldwide to monitor insects (Kopert 2023, BioBee 2023) and for *B. tabaci* yellow is highly recommended over other colors (Simmons 2003; Shah et al. 2020; Rubio-Aragón et al. 2022). However, a recent study exhibited that yellow sticky traps with a triangle, diamond and circle shapes are efficient to capture *B. tabaci* in acrylic cages under controlled conditions (Kim et al. 2011). Based on this information, it is suggested that these kinds of studies need to be performed by production systems, crops, ecosystems, and even per species because it is well known that the behavior of the insects can vary among or within the same species.

Our results indicate that *B. tabaci* exhibited a significantly preference to triangle, rectangular and ellipsoid shapes over circle, diamond, and square shapes (Fig. 3A). It is known that insects might relate the traps shapes with different parts of the plants (Moreno et al. 1984; Vernon and Gillespie 1995), and in this particular case under our conditions the insects could related the triangle, rectangle and ellipse trap shapes with plant leaves and not with other

parts of the plants. Since *B. tabaci* only feeds and oviposit on plant leaves, this insect might develop a preference for these shapes over circle, diamond and square ones which are more likely to be perceived as reproductive structures (Mainali and Lim 2010). Our results did not agree with those obtained by Kim et al. (2011) who found no statistical difference among the triangle with the diamond and circle shapes in acrylic cages under controlled conditions and this contrast between the results of both studies may be related with the different environment conditions, methodology, crop, and insect populations that these studies had during their execution.

Regarding the sticky traps with different background color, the yellow and black backgrounds showed not significantly difference between them, but they did with the other colors on the number of whiteflies captured. This result agrees with Kim et al. (2011), who found that the black color was the treatment with more *B. tabaci* captured and sticky traps with blue, white, and green backgrounds were less preferred by the whitefly adults. Different studies have demonstrated that the addition of a colored background changes the perception of the insects to the traps (Vernon and Gillespie 1995). The combination of a background of the same color as the trap does not provide a colored contrast but only increase the total area of the traps which might allowed them to be perceived by the insects from a farther distance and it has been reported that the size of the yellow sticky traps significantly influences the number of *B. tabaci* caught and the higher number is exhibited in the bigger traps (Hou et al. 2006). On the other hand, the addition of a dark background such as black originates a high contrast with the remaining area of the trap and may help the insects to perceive the reflectance with minimum interception from other source of reflectance (Döring et al. 2004; Mainali and Lim 2010).

In the second part of this study, the efficiency to capture *B. tabaci* with yellow sticky traps are no influenced by their orientation placement in any of the four main cardinal directions (North, South, East, and West). This result agrees with Hou et al. (2006) and Saleh et al. (2010) who found no differences on the preference of *B. tabaci* regarding the location of the traps. A plausible explanation could be that new adults disperse to all directions from their emergence site (van Lenteren and Noldus 1990).

To the best of our knowledge, no studies have considered the side distance of the traps in the inter-row space as a relevant location factor to improve the effectiveness of the sticky traps in open field conditions. Commonly, growers set up the sticky traps in the row center omitting this factor. According with our results, the location of 0, 20 and 40 cm (distance from the row center to the inter row space) captured a significant higher number of *B. tabaci* in comparison

with the 60 and 80 cm locations during the vegetative stage at the beginning of the crop, while during the reproductive stage of flowering all the locations (0, 20, 40 and 60 cm) showed a significantly higher number of insects captured in comparison with the 80 cm location. These results agree with Shin et al. (2020) who reported in a strawberry greenhouse with high-raised beds that the significant catching zone of different phytophagous insects can be extended horizontally over the plant foliar area and the cultivation row. The increase of the significant catching zone from 0 to 40 cm aside from the row center to the inter-row space in the beginning of the crop to 60 cm aside in the reproductive phase might be explained by the increase in the total leaf area of the pepper plants. For Anaheim pepper, the current study is the first one to consider this location factor (Fig. 5).

Height is another major factor affecting the efficiency of the sticky traps to catch *B. tabaci*. In the first fourth assessments during the vegetative phase of the crop (1 to 9 weeks after transplanting the seedling), the best place to install the trap was at 0 cm from the row top, and for the fifth to seventh evaluation carried out during reproductive phase of the crop (11–17 weeks after transplanting the seedling) the optimal height increased up to 20 cm (Table 1). These results agree with Atakan and Canhilal (2004) who determinate that the crop developmental stages influence the effectiveness of the yellow sticky traps to capture *B. tabaci*. A plausible explanation of why the statistical highest number of *B. tabaci* adults is caught at the lower heights could be due the adults in the bottom leaves are more attracted to the closest traps of their emergence places and the newly adults from the upper zones also can be exposed to the lower heights due to the branches hanging (van Lenteren and Noldus 1990). These might also explain why the significant height to capture a higher number *B. tabaci* adults increased from 0 to 20 cm height in the reproductive phase of the crop where the plants had their maximum height.

In summary, yellow sticky traps with a triangular, rectangular, and ellipsoid shape with or without a black background color are efficient designs to capture *B. tabaci* adults. Traps installed up to 40 cm aside from the row center to the inter-row space and 0 cm height from row top regardless their orientation are efficient locations to capture *B. tabaci* adults throughout the entire developmental stages of the Anaheim pepper crop; this catching zone represent a valuable opportunity to standardize the monitoring protocol to capture *B. tabaci* adults with sticky traps during the entire crop development, lowering the installation and evaluation time consumption and expense which might lead into a greater adoption of this technique.



Fig. 5 Yellow sticky trap installed at 60 cm aside from the row center to the inter-row space and 20 cm height from the row top

Acknowledgements Authors thank to Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACYT) for the scholarship granted To Walter Arturo Rubio-Aragón to carry out his Doctoral studies.

Declarations

Conflict of interest Authors declare no conflict of interest.

References

- Al-Aloosi ANS, Al-Anbaki HAM, Kamil SH (2020) Host plant resistance, chili pepper to whitefly, *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Hemiptera: Aleyrodidae) in field. *Int J Agricult Stat Sci* 16:103–106
- Atakan E, Canhilar R (2004) Evaluation of yellow sticky traps at various heights for monitoring cotton insect pests. *J Agric Urban Entomol* 21:15–24
- BioBee (2023) Traps. <https://www.biobee.com/solutions/traps/#edproduct>

- Döring TF, Kirchner SM, Kühne S, Saucke H (2004) Response of alate aphids to green targets on coloured backgrounds. *Entomol Exp Appl* 113:53–61. <https://doi.org/10.1111/j.0013-8703.2004.00208.x>
- Food and Agriculture Organization of the United Nations (FAO) (2023) Food and agriculture data. <https://www.fao.org/faostat/en/#data>
- Ghosh S, Ghanim M (2021) Factors determining transmission of persistent viruses by *Bemisia tabaci* and emergence of new virus-vector relationships. *Viruses* 13:1808
- Hashem MM, Abou Hadid AF, El-Beltagy AS (1991) Studies on the germination ability and seedling growth on pepper (*Capsicum annuum*) growing in Egypt at high salinity. *Egypt J Hort* 18:87–94
- Hernández-Espinal LA, Enriquez-Verdugo I, Melgoza-Villagómez CM, Retes-Manjarrez JE, Velarde-Félix S, Linares-Flores PJ, Garzón-Tiznado JA (2018) Análisis filogenético y distribución de Begomovirus en el cultivo del Chile (*Capsicum annuum* L.) en Sinaloa, México. *Revista Fitotecnia Mexicana* 41:149–157. <https://doi.org/10.35196/rfm.2018.2.149-157>
- Horowitz AR (1986) Population dynamics of *Bemisia tabaci* (Gennadius): with special emphasis on cotton fields. *Agric Ecosyst Environ* 17:37–47. [https://doi.org/10.1016/0167-8809\(86\)90025-3](https://doi.org/10.1016/0167-8809(86)90025-3)
- Hou ML, Lu W, Wen JH (2006) Trap catches and control efficiency of *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) adults in greenhouse by yellow sticky traps. *Sci Agric Sin* 39:1934–1939
- Kim S, Lim UT (2011) Evaluation of a modified sticky card to attract *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) and a behavioural study on their visual response. *Crop Prot* 30:508–511. <https://doi.org/10.1016/j.cropro.2010.12.016>
- Koppert (2023) Sticky traps. <https://www.koppert.com/>
- Mainali BP, Lim UT (2010) Circular yellow sticky trap with black background enhances attraction of *Frankliniella occidentalis* (Pergande) (Thysanoptera: Thripidae). *Appl Entomol Zool* 45:207–213. <https://doi.org/10.1673/031.012.11301>
- Mao L, Chang Y, Yang F, Zhang L, Zhang Y, Jiang H (2018) Attraction effect of different colored cards on thrips *Frankliniella intonsa* in cowpea greenhouses in China. *Sci Rep* 8:13603. <https://doi.org/10.1038/s41598-018-32035-8>
- Moreno DS, Gregory WA, Tanigoshi LK (1984) Flight response of *Aphytis melinus* (Hymenoptera: Aphelinidae) and *Scirtothrips citri* (Thysanoptera: Thripidae) to trap color, size, and shape. *Environ Entomol* 13:935–940. <https://doi.org/10.1093/ee/13.4.935>
- Nair IJ, Sharma S, Shera PS (2021) Impact of sticky traps of different colours and shapes against sucking pests of tomato under protected conditions: a randomized controlled trial. *Int J Trop Insect Sci* 41:2739–2746. <https://doi.org/10.1007/s42690-021-00453-3>
- Ohnesorge B, Rapp G (1986) Monitoring *Bemisia tabaci*: a review. *Agric Ecosyst Environ* 17:21–27. [https://doi.org/10.1016/0167-8809\(86\)90023-X](https://doi.org/10.1016/0167-8809(86)90023-X)
- Pobozniak M, Tokarz K, Musynov K (2020) Evaluation of sticky trap colour for thrips (Thysanoptera) monitoring in pea crops (*Pisum sativum* L.). *J Plant Dis Prot* 127:307–321. <https://doi.org/10.1007/s41348-020-00301-5>
- Qiao M, Lim J, Ji CW, Chung BK, Kim HY, Uhm KB, Myung CS, Cho J, Chon TS (2008) Density estimation of *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) in a greenhouse using sticky traps in conjunction with an image processing system. *J Asia-Pac Entomol* 11:25–29. <https://doi.org/10.1016/j.aspen.2008.03.002>
- Retes-Manjarrez JE, Hernández-Verdugo S, Pariaud B, Hernández-Espinal LA, Parra-Terraza S, Trejo-Saavedra DL, Rivera-Bustamante RF, Garzón-Tiznado JA (2018) Resistance to Pepper huasteco yellow vein virus and its heritability in wild genotypes of *Capsicum annuum*. *Bot Sci* 96:52–62. <https://doi.org/10.17129/botsci.1029>
- Rubio-Aragón WA, López-Urquidez GA, Félix-Camacho SA, Douriet-Ángulo A, Edeza-Urías JA, López-Orona CA (2022) Capture effect of yellow sticky traps covered with meshes of different






- colors and sizes on *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) and nontarget organisms. *Appl Entomol Zool* 57:249–255. <https://doi.org/10.1007/s13355-022-00786-6>
- Saleh SM, Al-Shareef LA, Al-Zahrany RA (2010) Effect of geomagnetic field on whitefly *Bemisia tabaci* (Gennadius) flight to the cardinal and halfway directions and their attraction to different colors in Jeddah of Saudi Arabia. *Agric Biol J N Am* 1:1349–1356. <https://doi.org/10.5251/abjna.2010.1.6.1349.1356>
- Shah NK, Junejo IA, Hullio MH, Maitlo SA, Daar JS, Rajput S (2020) Evaluation of colored sticky traps for monitoring the population of white fly *Bemisia tabaci* (gennadius) on brinjal crop. *Pak J of Agric Res* 33:327. <https://doi.org/10.17582/journal.pjar/2020/33.2.327.330>
- Shin YK, Kim SB, Kim DS (2020) Attraction characteristics of insect pests and natural enemies according to the vertical position of yellow sticky traps in a strawberry farm with high-raised bed cultivation. *J Asia-Pac Entomol* 23:1062–1066. <https://doi.org/10.1016/j.aspen.2020.08.016>
- Simmons AM (2003) Capture of *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) and *Delphastus catalinae* (Coleoptera: Coccinellidae) on three colors of sticky traps. *J Entomol Sci* 38:481–484
- Singh V, Sood AK (2020) Low-cost yellow sticky traps against greenhouse whitefly *Trialeurodes vaporariorum* (westwood) in tomato under polyhouse. *Indian J Entomol* 82:452–456. <https://doi.org/10.5958/0974-8172.2020.00117.0>
- van Lenteren JCV, Noldus LPJJ (1990) Whitefly-plant relationships: behavioural and ecological aspects. In: Gerling D (ed) Whiteflies: their bionomics, pest status and management. Hampshire, United Kingdom pp 47–89
- Vernon RS, Gillespie DR (1995) Influence of trap shape, size, and background color on Captures of *Frankliniella occidentalis* (Thysanoptera: Thripidae) in a Cucumber Greenhouse. *J Econ Entomol* 88:288–293. <https://doi.org/10.1093/jee/88.2.288>
- Walker SJ, Funk PA (2014) Mechanizing chile peppers: challenges and advances in transitioning harvest of New Mexico's signature crop. *HortTechnology* 24:281–284. <https://doi.org/10.21273/HORTTECH.24.3.281>
- Weintraub PG (2007) Integrated control of pests in tropical and subtropical sweet pepper production. *Pest Manage Sci* 63:753–760. <https://doi.org/10.1002/ps.1366>

Publisher's Note Springer Nature remains neutral with regard to jurisdictional claims in published maps and institutional affiliations.

Springer Nature or its licensor (e.g. a society or other partner) holds exclusive rights to this article under a publishing agreement with the author(s) or other rightsholder(s); author self-archiving of the accepted manuscript version of this article is solely governed by the terms of such publishing agreement and applicable law.



Comparison of yellow sticky trap traits and placement for monitoring *Anthonomus eugenii* (Coleoptera: Curculionidae) adults in outdoor peppers (*Capsicum* spp.)

Walter Arturo Rubio-Aragón¹  · Jorge Alberto Edeza-Urías¹  · Azareel Angulo-Castro¹ · María Alejandra Payán-Arzapalo¹ · Jesús Enrique Retes-Manjarrez²  · Guillermo Gómez-González³  · Edgardo Cortez-Mondaca⁴ · Carlos Alfonso López-Orona¹ 

Received: 9 January 2024 / Accepted: 30 March 2024
 © The Author(s), under exclusive licence to Deutsche Phytomedizinische Gesellschaft 2024

Abstract

Opportune detection of *Anthonomus eugenii* is a fundamental aspect of any management program to this pest. Yellow traps are the most common monitoring strategy, and its efficacy is related with the trap design and placement within crops. However, there's limited information on this. Two outdoor experiments were performed to determine the efficiency of traps with six different shapes (circle, square, diamond, ellipse, rectangle, and triangle) and seven frame colors (yellow, dark green, black, red, white, purple, and blue); seven to the traps placement at four orientations (North, South, East and West), five aside distances from the bed center (0, 20, 40, 60 and 80 cm aside to the inter-bed space) and six heights (0, 20, 40, 60, 80 and 100 cm) on *A. eugenii* adults. There wasn't significant difference among shapes and orientations. Traps with yellow, dark green and black frames had the highest number of insects. For the aside distance, the plots were categorized according to their width as narrow (54–65 cm) and wide (71–81 cm), the highest insects caught was exhibited on traps at 0–20 and 0–40 cm, respectively. Regarding the traps height, they were classified according to their height as short (62–64 cm), medium (78–82 cm) and tall (90–92 cm), the highest insects caught was exhibited on traps at 20–40, 40–60, and 40–80 cm, respectively. Regression analyzes indicate that catches decrease as the traps are installed into the inter-bed space and above the canopy. This study provides novel information to improve outdoor programs to monitor *A. eugenii*.

Keywords Trapping system · Trap design · Monitor · Catch · Pepper weevil

Introduction

Pepper (*Capsicum* spp.) is one of the most economical important crops in the Americas; North America is the main producer region within the continent, with around 167,149 ha cultivated in 2021, representing about 70.80% of the total area cultivated to peppers in the Americas (FAO

2019). Peppers growing in outdoors conditions are the most common in North America with over 85% of its total area cultivated in 2021 under this growing system (SIAP, 2023).

The pepper weevil, *A. eugenii* (Cano) (Coleoptera: Curculionidae), is one of the most damaging pests of peppers in North America, especially in the southern United States and Mexico (Fernández et al. 2020). Every cultivated pepper specie and typology are susceptible to *A. eugenii* (Seal and Martin 2016; Chabaane et al. 2021; Rubio-Aragón et al. 2021, 2022). Heavy outdoor losses have been reported to reach over the 30% up to 100% of the total yield when the insect is not detected and/or the management is not proper (Segarra-Carmona and Pantoja 1988, Riley and Spark 1995, Avendaño-Meza et al. 2015).

One generation is completed in 20–30 days depending on weather, but 3 to 5 generations are normally produced per year; a female lays 5–7 eggs daily with an average fecundity of 340 eggs per lifetime (Capinera 2002). Eggs are deposited

✉ Carlos Alfonso López-Orona
clopezorona@uas.edu.mx

¹ Facultad de Agronomía, Universidad Autónoma de Sinaloa, Culiacán, Sinaloa, Mexico

² Fyffes, Finca el Oasis La Fragua, Zacapa, Guatemala

³ Centro de Investigación en Alimentación y Desarrollo A. C., Culiacán, Sinaloa, Mexico

⁴ Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias, Juan José Ríos, Sinaloa, Mexico

individually within a small cavity on the host plants reproductive structures (buds, flowers, and fruits) and covered with a slight filling of mucilaginous anal secretion (Toapanta et al. 2005). All immature life stages of *A. eugenii* occur inside these structures and the larvae internal damage causes their premature drop (Elmore et al. 1934; Riley and Sparks 1995; Chabaane et al. 2021). After pupation, the adults chew a circular hole through the reproductive structure pericarp to emerge (Fernández et al. 2020). Pepper growers typically notice *A. eugenii* presence in their fields when dropped pods, flowers and fruits with yellow peduncle, blackened conditions, immature stages, and emergence holes are plenty and widespread on the ground which is a common sign of heavy and/or late infestations, (Elmore 1934, Capinera 2002) and the action threshold has been exceeded (Riley and Sparks 1995). Since *A. eugenii* immature stages are restricted and protected in these structures its control is focused on the reduction of the exposed adults mainly through foliar pesticide applications (Qureshi and Kostyk 2020).

An accurate monitoring of *A. eugenii* is a fundamental factor needed to decision-making in an Integrated Management Program designed to keep the insect damage at a minimum possible; direct counting and yellow sticky traps are the most efficient monitoring techniques to opportune detect *A. eugenii* adults within crops (Segarra-Carmona and Pantoja 1988). Among these two methods, the use of the yellow traps is the most used by farmers since is easier to carry out and has lower cost over direct counts (Riley and Schuster 1994).

The effectiveness of agricultural pest sampling programs using yellow traps is highly related with different factors such as the trap design and properly installation within crops. Trap shape and the contrast between colors by adding a colored frame have been reported to influence the perception of major agricultural pests such as *Scirtothrips citri* (Thysanoptera: Thripidae), *Frankliniella occidentalis* (Thysanoptera: Thripidae) and *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) (Moreno et al. 1984, Vernon and Gillispie 1995, Mainali and Lim 2010, Kim and Lim 2011, Ren et al. 2020, Rubio-Aragón et al. 2023). So far, there are no studies designed to evaluate these trap traits to *A. eugenii*.

On the other hand, the placement of the sticky traps is also a fundamental aspect to consider, and this is affected by different factors such as the insect involved, crop, production system, orientation, aside distance (installation site of the traps from the center of row/bed to the inter-row/bed space), and deployment height (Bian et al. 2016, Poboziak et al. 2020, Rubio-Aragón et al. 2023). To the best of our knowledge, there is only one study done in *A. eugenii* where the trap orientation and height were evaluated in outdoor conditions (Riley and Schuster 1994) and it results indicate differences among typologies which were attributed to the crops height and structure, being bell pepper smaller (54.8 ± 8.1

height) and more compact in comparison with Jalapeno (83.1 ± 7.8 cm height). On the other hand, recently, the trap aside distance to the inter-bed space have been reported as a major aspect that influence the capture of agricultural pests (Shin et al. 2020; Rubio-Aragón et al. 2023) and for *A. eugenii* this factor has not been evaluated. Therefore, the goals of this study were to determine the efficacy of yellow sticky traps with different traits such as shape, frame color, and placement factors such as orientation, aside distance from the center of bed to inter-bed space and deployment height to monitor *A. eugenii* adults in peppers in outdoor conditions.

Materials and methods

Study establishment

The study was performed in seven pepper plots in three commercial pepper (*Capsicum* spp.) farms in outdoor conditions in Sinaloa, Mexico in three consecutive years (2021–2023). Wooden stakes and nylon ropes were used to keep the plants erected. All peppers were planted on 0.6 m width beds with 1.60 m among bed centers and 0.3 m spacing between plants. All assays were carried out at plant fruiting stage and no insecticides were used. The total area for each assay was approx. of 3275 m². Plants width and height was recorded (Table 1).

Manufacture of the traps

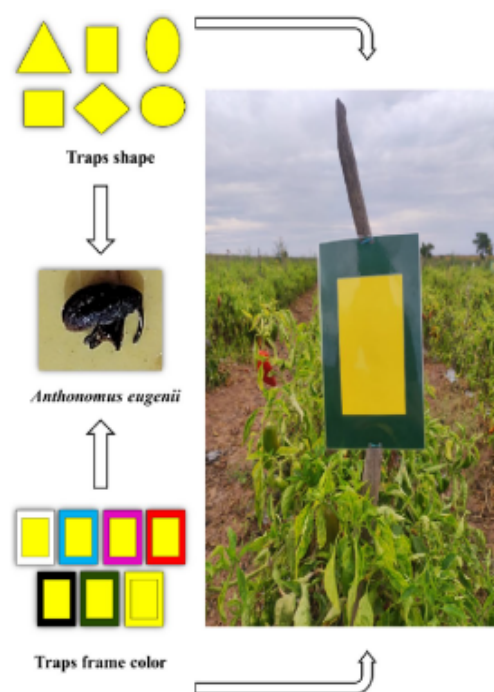
The sticky traps were made from cardboard (58 × 89 cm) (250 g/m²) (José Luis Mondragón y compañía S.A de C. V.), sealed with clear laminating film (polyethylene terephthalate [PET]) (3 mil [0.076 mm]) and coated with an entomological adhesive (Imex-Adhesive, Distribuciones IMEX S. A. de C. V., Zapopan, Jalisco, México) mixed with a commercial insecticide (Oxamil) (Avendaño-Meza et al. 2015) to reduce insects escaping from the layer (Riley and Schuster 1994). Only one side of the traps was glued.

Trap shape and frame color

The trap shape and frame color assays were carried out independently in the winter (February) of 2021 in an Anaheim plot (Table 1). The traps were orientated facing North and located in the center of the bed at the plant canopy (the bottom edge of the trap was just above the top of the plant, Fig. 1). Six different geometrical shapes of 350 cm² were evaluated to compare the response of *A. eugenii*. Yellow cardboard [Cyan, Magenta, Yellow, and Key (CMYK), 0.00, 0.09, 0.76, 0.01] was cut into triangle (25.0 cm base and 28.0 cm height), ellipse (15.0 and 8.0 cm axis), rectangle (25.0 cm long and 14.0 cm width), diamond (26.4

Table 1 Tested fields information plus plants width and height ($n=20$)

Species	Crop	Coordinates		Year	Plant width	Width category	Plant height	Height category
		N	W					
<i>Capsicum annuum</i>	Anaheim	25°09'18"	108°05'24"	2021	65 ± 6 cm	Narrow	82 ± 7 cm	Medium
<i>Capsicum annuum</i>	Jalapeno	25°09'18"	108°05'24"	2021	56 ± 4 cm	Narrow	64 ± 5 cm	Short
<i>Capsicum annuum</i>	Caribe	25°09'18"	108°05'24"	2022	58 ± 4 cm	Narrow	62 ± 7 cm	Short
<i>Capsicum annuum</i>	Poblano	25°09'18"	108°05'24"	2022	81 ± 7 cm	Wide	90 ± 8 cm	Tall
<i>Capsicum annuum</i>	Chilaca	25°11'12"	108°05'07"	2023	77 ± 6 cm	Wide	93 ± 10 cm	Tall
<i>Capsicum annuum</i>	Serrano	25°11'12"	108°05'07"	2023	54 ± 4 cm	Narrow	60 ± 6 cm	Short
<i>Capsicum chinense</i>	Habanero	25°27'28"	108°02'24"	2023	64 ± 5 cm	Narrow	78 ± 8 cm	Medium

**Fig. 1** Diagram of the materials and methods used to evaluate the effect of yellow sticky traps with different shape and frame color to capture *A. eugenii* on an Anaheim pepper plot

and 26.4 cm diagonals), circle (10.6 cm radius) and square (18.70 cm per side) (Fig. 1). Due to its common use and commercial availability rectangle shape was considered as control. Regarding the frame color, yellow rectangles (250 cm² [20.0 cm long and 12.5 cm width]) were attached in the center of a larger (500 cm² [27.9 cm long and 17.9 cm width]) red (CMYK, 0.00, 0.83, 0.95, 0.03), white (CMYK, 0.00, 0.00, 0.00, 0.00), black (CMYK, 1.00, 1.00, 1.00, 1.00), dark green (CMYK, 0.94, 0.00, 0.41, 0.74), purple

(CMYK, 0.00, 0.88, 0.29, 0.25), blue (CMYK, 0.94, 0.18, 0.00, 0.09) and yellow rectangles, the resulting traps (yellow rectangles plus frames) were sealed and glued avoiding the colored frames (Fig. 1). Due to the frame and trap color were similar, yellow frame was used as control.

Trap orientation, aside distance, and height

The effect of the trap orientation, aside distance, and height on the capture of *A. eugenii* was evaluated in every of the seven different crops included in the current study (Table 1). A rectangle-yellow trap of 375 cm² (25.0 cm long and 14.0 cm width) was used for the evaluation of these three placement factors. To evaluate the effect of the orientation factor, the traps were installed in the center of the bed at the plant canopy facing North, South, West, and East directions. For the aside distance factor, the traps were installed at the plant canopy level at intervals of 20 cm from the center of the bed to the inter-bed space (Fig. 2). To evaluate the height effect, the traps were installed at intervals of 20 cm from the bed top (Fig. 2); on every plot the traps were 20 cm aside the bed center, excepting Poblano and Chilaca where the branches were at 40 cm aside. When it was necessary the branches were carefully manipulated to avoid obstruction among the traps and the insects, and the fallen pods, flowers and fruits were removed from the ground to avoid adults emergency from these reproductive plant structures (Elmore 1934; Capinera 2002).

Experiment design and statistical analysis

All the assays carried out in the present study were established as a completely randomized design with 15 replications per treatment where a single sticky trap was considered as a replication. The traps were differently installed according with the goal of the experiment as described above using a wooden stake. The sticky traps remain in the field for 12 h and after the period, the insects were directly counted. Every assay was performed twice.

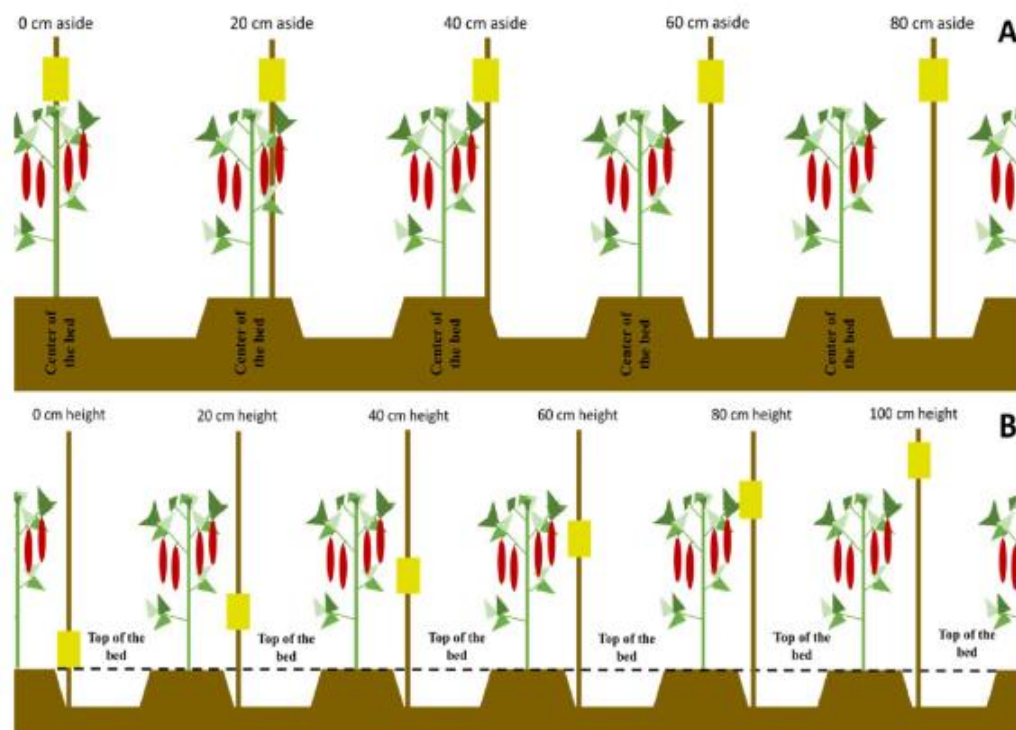


Fig. 2 Diagram of the traps deployment methodology used to capture *A. eugenii* adults. **A** Aside distance (traps were placed starting at the bed center to the inter to the inter-bed space, the center of the traps

was at those distances). **B** Height (traps were placed starting from the top of the bed and the bottom edge of the traps was at those heights)

All data were analyzed with the SPSS version 26 statistics software (George and Mallery 2019). The data was transformed to $\log(x + 1)$ before analysis to meet the assumptions of normality and homogeneity of variance. Data generated from both replications were combine since there was no statistical difference among the number of *A. eugenii* caught ($P > 0.05$). Every experiment was analyzed by one-way analysis of variance and Tukey means test to determine significant differences among treatments ($P \leq 0.05$).

Riley and Schuster (1994) report that pepper plants structure traits such as width and height are major aspects that influence *A. eugenii* catch by yellow sticky traps, therefore, for the aside distance of traps to the inter-bed space, data from the crops was combined according with their width into narrow and wide, and for height, short, medium, and tall categories were generated according with their height (Table 1). Additionally, a regression analysis was carried out among the number of insects caught with the trap aside distance and height.

Results and discussion

Trap shape and frame color

There was no significance difference in the number of *A. eugenii* adults caught among the different trap shapes ($F = 0.28$; $df = 5$; $P = 0.925$) (Fig. 3A). The preference of the insects to certain trap shape has been related with their habits (Ren et al. 2020; Rubio-Aragón et al. 2023), since *A. eugenii* oviposition and feeding is not restricted to a single plant structure (Chabaane et al. 2021; Rubio-Aragón et al. 2021, 2022), this might have influenced a lack of shape preference. On the other hand, this lack of shape effect on *A. eugenii* may also be related with the insect relaying on different stimuli to locate its host such as visual and olfactory, including a male-produced aggregation pheromone and plant volatiles (Eller et al. 1994; Adesso et al. 2009, 2011).

A significative difference in the number of *A. eugenii* caught among traps with different frame colors was found ($F = 9.84$; $df = 6$; $P \leq 0.001$). Sticky traps with yellow, dark

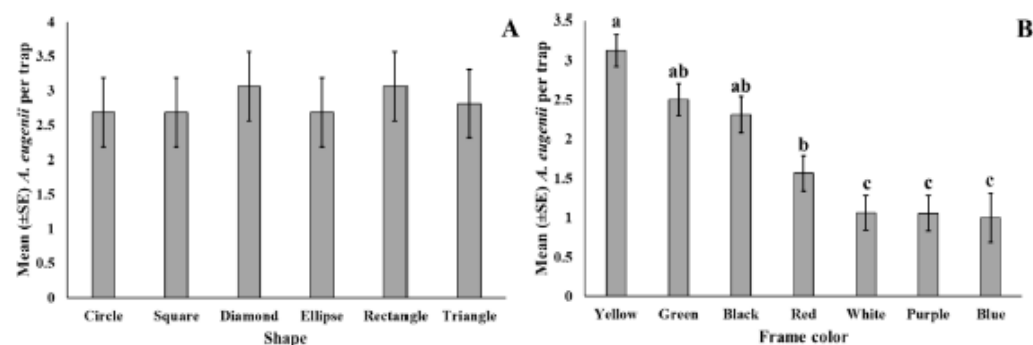


Fig. 3 Mean (\pm SE) number of *A. eugenii* captured per sticky trap with different geometrical shape **A** and frame color **B**. Columns without and similar letters indicate no significant difference among treatments according with the Tukey means test ($P \leq 0.05$)

green and black frames showed the highest number of insects captured with 3.1, 2.5 and 2.3 average adults per trap, respectively, followed by red with 1.7 insects, and the remaining colors had an average of 1.0 adults per trap (Fig. 3B). These results indicate that the addition of a color frame have an effect in the capture of *A. eugenii* and varies among the different frames of the traps. The combination of a similar colored frame as the trap only increases the total surface since no contrasting effect is created, this might result in a more visible target to farther insects. It has been reported the trap size influence the capture of *A. eugenii* and more adults are caught in bigger sizes (Riley and Schuster 1994). On the other hand, the addition of a dark color frame such as dark green and black minimize the interception from other sources of reflectance, focusing the insect attention to the remaining area (Döring et al. 2004). Yellow sticky traps with a black background have been reported to enhance the capture of *F. occidentalis* (Mainali and Lim 2010) and do not reduce the attraction of *B. tabaci* (Rubio-Aragón et al. 2023) in comparison with standard-monochromatic yellow traps and since both species share peppers as hosts in the Americas with *A. eugenii* (Knapp et al. 2020), these traps could be used in monitoring programs to the three species.

Trap orientation, aside distance, and height

There was no significant difference in the number of *A. eugenii* adults caught among traps installed facing the main four cardinal points (North, South, East, and West) in any of the pepper plots evaluated ($P \geq 0.05$). The trap perception is a function of reflected sunlight, and it changes based on the angular variation of the incident light (Bian et al. 2016) and these results indicate that *A. eugenii* catch is not affected by this factor, agreeing with Riley and Schuster (1994) who also found no difference exhibited by the insect to the trap orientation.

Crops morphological traits are commonly related with the traps optimal installation site and for the aside distance from the bed center to the inter-bed site, the crop width influences this parameter (Rubio-Aragón et al. 2023). The seven plots considered for the study were classified in two categories according to their width as narrow ($54-65 \pm 5$ cm) and wide ($77-81 \pm 7$ cm) (Table 1). A significant difference in the number of *A. eugenii* adults caught among traps installed at different distances from the bed center to the inter-bed space in both width categories was found ($P \leq 0.05$). For the narrow, the highest number of insects caught was exhibited on traps installed at 0 and 20 cm aside the bed center (Fig. 4). Regarding the wide category, was from 0 to 40 cm aside ($F = 12.48$, $df = 4$, $P \leq 0.001$) (Fig. 4). These results indicate that *A. eugenii* catch is affected by the lateral placement of the traps and varies among crops according to their width. Regression analysis of *A. eugenii* (Ae) showed a significant linear approach with the trap aside distance on both categories (Narrow, $Ae = 2.31 - 0.40x$, $R^2 = 0.88$, $P \leq 0.001$; Wide, $Ae = 2.29 - 0.37x$, $R^2 = 0.94$, $P \leq 0.001$), suggesting that the number of insects caught sharply decreases when the traps are installed beyond the plant foliage. A plausible explanation to these results is that *A. eugenii* adults make short, low and semicircular flights between plants (Riley and Schuster 1994) which could make easier they dispersion among plants within the same bed, avoiding the traps installed in the inter-bed space beyond the foliage. The aside distance goal is to exploit the insects flying zone to make the traps more visible and accessible by the insects, and to reduce the collection of plant debris (Shin et al. 2020; Rubio-Aragón et al. 2023). So far, there is a limited number of studies that considers the aside distance of the traps when evaluating they optimal placement site within crops including peppers, to the best of our knowledge, this is the first study which includes the aside distance of

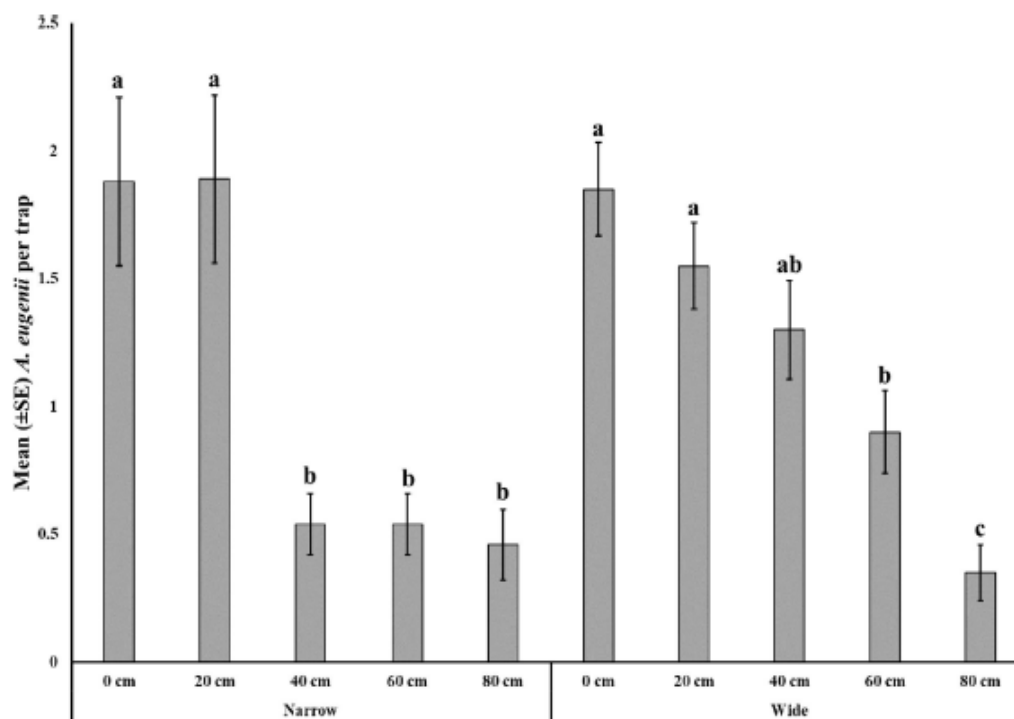


Fig. 4 Mean (\pm SE) number of *A. eugenii* captured per sticky trap located at different side distances from the bed center to the inter-bed space in pepper plots categorized as their width. Columns with

out and similar letters indicate no significant difference among treatments according with the Tukey means test ($P \leq 0.05$)

the traps to the inter space as a relevant placement factor to improve the catching of *A. eugenii* with yellow traps.

On the other hand, the optimal trap height has been associated with the height of the crops (Riley and Schuster 1994), therefore, the plots were classified in three categories according to their height as short ($62\text{--}64 \pm 6$ cm), medium ($78\text{--}82 \pm 8$ cm) and tall ($90\text{--}92 \pm 9$ cm) (Table 1). There was a significant difference in the number of *A. eugenii* adults caught among traps installed at different heights in every of the three categories ($P \leq 0.05$). On the short category, traps installed at 20 and 40 cm above the bed top had significantly the highest number of insects caught ($F = 105.95$, $df = 5$, $P \leq 0.001$) (Table 2). For the medium, was at 40 and 60 cm height ($F = 63.95$, $df = 5$, $P \leq 0.001$) (Table 2). Regarding the tall category, traps installed at 40, 60 and 80 cm height had the highest number of insects ($F = 9.65$, $df = 5$, $P \leq 0.001$) (Table 2). These results indicate that *A. eugenii* capture is affected by the trap height and varies among crops according with their height. Regression analysis of *A. eugenii* (Ae) showed a significant quadratic approach with the trap height within every category (Short, $Ae = 1.10 + 1.67x - 0.31x^2$,

Table 2 Mean (\pm SE) number of *A. eugenii* captured per sticky trap located at different heights from the bed top in pepper plots categorized as their height

Trap height (cm)	Plant height category				
	Short	Medium	Tall	Short*	Tall*
0	1.9 ± 0.1 b	1.0 ± 0.1 b	1.4 ± 0.2 c	5.4 ± 0.6 a	3.3 ± 0.4 a
20	3.6 ± 0.3 a	1.2 ± 0.1 b	1.7 ± 0.2 b	6.0 ± 0.5 a	3.0 ± 0.4 a
40	4.2 ± 0.4 a	2.9 ± 0.3 a	2.7 ± 0.3 a	6.1 ± 0.4 a	3.0 ± 0.3 a
60	1.5 ± 0.2 b	2.7 ± 0.2 a	3.0 ± 0.3 a	2.8 ± 0.4 b	3.7 ± 0.6 a
80	1.5 ± 0.1 b	1.3 ± 0.1 b	2.5 ± 0.3 ab	1.3 ± 0.3 c	3.1 ± 0.4 a
100	0.3 ± 0.1 c	0.2 ± 0.1 c	1.2 ± 0.2 c	1.4 ± 0.4 c	1.6 ± 0.2 b

Different literals in columns indicate significant difference among treatments according with the Tukey means test ($P \leq 0.05$)

*Extra assay without remotion of fallen buds, flowers and fruits was carried out

$R^2 = 0.71$, $P \leq 0.001$; medium, $Ae = -1.26 + 2.25x - 0.34x^2$, $R^2 = 0.82$, $P \leq 0.001$; tall, $Ae = -0.52 + 1.85x - 0.26x^2$, $R^2 = 0.85$, $P \leq 0.001$) suggesting that as the trap increases in

height so does the number of insects caught but the catches sharply decrease when traps are installed above the plant canopy. A plausible explanation to these results is that *A. eugenii* adults feed and reproduce on young plant structures (Seal and Martin 2016; Chabaane et al. 2021; Rubio-Aragón et al. 2021, 2022), especially those on the plant terminal buds (Riley et al. 1992). On the other hand, Riley and Schuster (1994) reported that due to the insect narrow flying traits within plants, upper canopy level traps are difficult to reach. These results agree with those by Riley and Schuster (1994) who indicated that the optimal catching height for *A. eugenii* varies according to the crop height and the catching rates sharply decrease above the top of the plant canopy, nevertheless, they did not find significative differences among heights below the canopy level as we did. The difference in the results may be due to the conditions of how the studies were carried out. For instance, they counted the insects caught every 2 h to avoid error due to *A. eugenii* was escaping from traps and this could trigger the insect defensive mechanisms such as an intentional fallen from the top of the plants to the ground (Torres-Ruiz and Rodríguez-Leyva 2012) which may have led to greater capture from the traps deployed at low heights. On the other hand, in our assays the fallen buds, flowers and fruits were removed to avoid insects emergence from the ground to avoid an abnormal capture from the traps deployed at low heights (Elmore 1934; Capinera 2002), and in theirs is not indicated. To discard this possibility, an additional evaluation in one plot of short and tall categories (Serrano and Chilaca) was performed without the removal of fallen reproductive structures. There was no significant difference in the lowest height in comparison with those near the canopy but with those above the canopy level ($P \geq 0.05$) (Table 2). It has been reported that the emergency site of the insects is a major aspect that influence significantly in the capture rates of the nearest sticky traps (Mao et al. 2018; Rubio-Aragón et al. 2023). However, regarding *A. eugenii*, when reproductive structures infested with this insect are found on the soil its populations have exceeded the action threshold (Riley and Sparks 1995).

In summary, *A. eugenii* monitoring can be carried out with yellow sticky traps regardless they geometric shape with a dark green, black or none frame. Traps can be placed in the inter-bed space just next to plants leaf limits and regardless their orientation, traps should be installed just below the plant canopy level.

Contributions

WARA and CALO conceived and designed the experiments. WARA, JAEU, AAC, MAPA, GGG and ECM performed experiments. WARA, JERM and CALO analyzed the data. The first draft of the manuscript was written by WARA and

CALO, and all authors commented on previous versions of the manuscript. All authors read and approved the final manuscript.

Acknowledgements Authors thanks the Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACYT) for the scholarship granted to Walter Arturo Rubio-Aragón to carry out his Doctoral Studies, the pepper growers Mr. Christian Tapia, Mr. Raúl Sánchez and Mr. Antonio, and Huicharabito S.P.R. de R.L. for the support provided for this research.

Declarations

Conflict of interest The authors declare that they have no conflict of interest.

Ethical approval The authors declare that (i) The manuscript has not been submitted to another journal, (ii) The submitted work contains original data not published earlier, (iii) The data published are not split up into several parts to increase the personal number of publications, (iv) The current publication is not a secondary publication with the same content, (v) The presented data were not at any manipulated, and (vi) No data, text or theories by others not explicitly cited for their origin are presented in the current publication.

References

- Adesso KM, McAuslane HJ (2009) Pepper weevil attraction to volatiles from host and nonhost plants. *Environ Entomol* 38:216–224
- Adesso KM, McAuslane HJ, Alborn HT (2011) Attraction of pepper weevil to volatiles from damaged pepper plants. *Entomol Exp Appl* 138:1–11
- Avendaño-Meza F, Parra-Terraza S, Corrales-Madrid JL, Sánchez-Peña P (2015) Resistencia a insecticidas en tres poblaciones de picudo del chile (*Anthonomus eugenii* Cano) en el estado de Sinaloa, México. *Fitosanidad* 19:193–199
- Bian L, Yang PX, Yao YJ, Luo ZX, Cai XM, Chen ZM (2016) Effect of trap color, height, and orientation on the capture of yellow and stick tea thrips (Thysanoptera: Thripidae) and nontarget insects in tea gardens. *J Econ Entomol* 109:1241–1248
- Capinera JL (2002) Pepper weevil, *Anthonomus eugenii* Cano (Insecta: Coleoptera: Curculionidae). Florida, USA
- Chabaane Y, Haseeb M, Benrey B (2021) domestication of chili pepper has altered fruit traits affecting the oviposition and feeding behavior of the pepper weevil. *InSects* 12:630
- Döring TF, Kirchner SM, Kühne S, Saucke H (2004) Response of alate aphids to green targets on coloured backgrounds. *Entomol Exp Appl* 113:53–61
- Eller FJ, Bartlett RJ, Shasha BS, Schuster DJ, Riley DG, Stansly PA, Mueller TF, Shuler KD, Jhonson B, Davis JH, Sutherland CA (1994) Aggregation pheromone for the pepper weevil, *Anthonomus eugenii* Cano (Coleoptera: Curculionidae): identification and field activity. *J Chem Ecol* 20:1537–1555
- Elmore JC, Davis AC, Campbell RE (1934) The pepper weevil. Washington D.C, USA
- Fernández DC, VanLaerhoven SL, McCreary C, Labbé RM (2020) An overview of the pepper weevil (Coleoptera: Curculionidae) as a pest of greenhouse peppers. *J Integr Pest Manage* 11:26
- Food and Agriculture Organization of the United Nations (FAO) (2019) Statistics Division. <http://www.fao.org/faostat/#data>.
- George D, Mallery P (2019) IBM SPSS statistics 26 step by step: a simple guide and reference. Routledge. <https://doi.org/10.4324/9780429056765>

- Kim S, Lim UT (2011) Evaluation of a modified sticky card to attract *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) and a behavioural study on their visual response. *Crop Prot* 30:508–511
- Knapp M, Palevsky E, Rapisarda E (2020) Insect and mite pests. In: Gullino ML, Albajes R, Nictot PC (eds) *Integrated Pest and Disease Management in Greenhouse Crops*, 2nd edn. Springer, Switzerland, pp 101–146
- Mainali BP, Lim UT (2010) Circular yellow sticky trap with black background enhances attraction of *Frankliniella occidentalis* (Pergande) (Thysanoptera: Thripidae). *Appl Entomol Zool* 45:207–213
- Mao L, Chang Y, Yang F, Zhang L, Zhang Y, Jiang H (2018) Attraction effect of different colored cards on thrips *Frankliniella itonsa* in cowpea greenhouses in China. *Sci Rep* 8:13603
- Moreno DS, Gregory WA, Tanigoshi LK (1984) Flight response of *Aphytis melinus* (Hymenoptera: Aphelinidae) and *Scirtothrips citri* (Thysanoptera: Thripidae) to trap color, size, and shape. *Environ Entomol* 13:935–940
- Pobozniak M, Tokarz K, Musynov K (2020) Evaluation of sticky trap colour for thrips (Thysanoptera) monitoring in pea crops (*Pisum sativum* L.). *J Plant Dis Prot* 127:307–321
- Qureshi J, Kostyk BC (2020) Insecticidal control of pepper weevil on jalapeño pepper, Spring 2019. *Arthropod Manage Tests* 45:tsaa027
- Ren X, Wu S, Xing Z, Xu R, Cai W, Lei Z (2020) Behavioral responses of western flower thrips (*Frankliniella occidentalis*) to visual and olfactory cues at short distances. *InSects* 11:177
- Riley DG, Schuster DJ (1994) Pepper weevil adult response to colored sticky traps in pepper fields. *Southwestern Entomologist* 19:93–107
- Riley D, Sparks JAN (1995) The pepper weevil and its management. Texas, USA
- Riley DG, Schuster DJ, Barfield CS (1992) Sampling and dispersion of pepper weevil (Coleoptera: Curculionidae) adults. *Environ Entomol* 21:1013–1021
- Rubio-Aragón WA, López-Orona CA, López-Meza M, Avendaño-Meza F, Félix-Camacho SA, López-Urquidez GA, Retes-Manjarrez JE (2021) Resistencia a *Anthonomus eugenii* en poblaciones criollas y silvestres de Chile de México. *Southwestern Entomologist* 46:211–222
- Rubio-Aragón WA, López-Orona CA, López-Urquidez GA, Payán-Arzapalo MA, Cruz-Mendivil A, Hernández-Verdugo S, Retes-Manjarrez JE (2022) A rapid screening method for resistance to *Anthonomus eugenii* (Coleoptera: Curculionidae) in *Capsicum* (Solanaceae) spp. plants. *Fla Entomol* 105:101–107
- Rubio-Aragón WA, Retes-Manjarrez JE, Molina-Cárdenas L, Tirado-Ramírez MA, Vega-Gutiérrez TA, López-Urquidez GA, López-Orona CA (2023) Efficiency of traps with different shape, background color and location to monitor *Bemisia tabaci* (Gennadius) adults on Anaheim pepper (*Capsicum annuum* L.) crop. *Int J Trop Insect Sci* 2023:1–8
- Seal DR, Martin CG (2016) Pepper weevil (Coleoptera: Curculionidae) preferences for specific pepper cultivars, plant parts, fruit colors, fruit sizes, and timing. *InSects* 7:9
- Segarra-Carmona AE, Pantoja A (1988) Evaluation of relative sampling methods for population estimation of the pepper weevil, *Anthonomus eugenii* Cano (Coleoptera: Curculionidae). *J Agric Univ P R* 72:387–393
- Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera (SIAP) 2023 Anuario Estadístico de la Producción Agrícola. <https://nube.siap.gob.mx/cierreagricola>
- Shin YK, Kim SB, Kim DS (2020) Attraction characteristics of insect pests and natural enemies according to the vertical position of yellow sticky traps in a strawberry farm with high-raised bed cultivation. *J Asia-Pac Entomol* 23:1062–1066
- Toapanta MA, Schuster DJ, Stansly PA (2005) Development and life history of *Anthonomus eugenii* (Coleoptera: Curculionidae) at constant temperatures. *Environ Entomol* 34:999–1008
- Torres-Ruiz A, Rodríguez-Leyva E (2012) Guía para el manejo integrado de plagas del pimiento bajo invernadero, con énfasis en el picudo del Chile. Querétaro, México
- Vernon RS, Gillespie DR (1995) Influence of trap shape, size, and background color on captures of *Frankliniella occidentalis* (Thysanoptera: Thripidae) in a Cucumber Greenhouse. *J Econ Entomol* 88:288–293

Publisher's Note Springer Nature remains neutral with regard to jurisdictional claims in published maps and institutional affiliations.

Springer Nature or its licensor (e.g. a society or other partner) holds exclusive rights to this article under a publishing agreement with the author(s) or other rightsholder(s); author self-archiving of the accepted manuscript version of this article is solely governed by the terms of such publishing agreement and applicable law.