

Toxicidad y repelencia a la oviposición de extractos vegetales comerciales sobre el parasitoide *Anagyrus tristis* (Hymenoptera: Encyrtidae)

Toxicity and oviposition repellency of commercial plant extracts on the parasitoid *Anagyrus tristis* (Hymenoptera: Encyrtidae)



Acta Zoológica Mexicana (nueva serie)

JOSÉ JUAN CARRASCO-ESCAMIROSA¹ , J. REFUGIO LOMELI-FLORES^{1*} ,
LAURO SOTO-ROJAS¹ , ESTEBAN RODRÍGUEZ-LEYVA¹ , ALFONSO LUNA-
CRUZ²

*Autor correspondiente:

J. Refugio Lomeli-Flores Isaac
jrlomelif@hotmail.com

Cómo citar:

Carrasco-Escamirosa, J. J., Lomeli-Flores, J. R., Soto-Rojas, L., Rodríguez-Leyva, E., Luna-Cruz, A. (2026) Toxicidad y repelencia a la oviposición de extractos vegetales comerciales sobre el parasitoide *Anagyrus tristis* (Hymenoptera: Encyrtidae). *Acta Zoológica Mexicana (nueva serie)*, 42, 1–16.

10.21829/azm.2026.4212812
elocation-id: e4212812

Recibido: 28 octubre 2025

Aceptado: 10 febrero 2026

Publicado: 9 abril 2026

¹Colegio de Postgraduados. Posgrado en Fitosanidad, Entomología y Acarología. Carretera México-Texcoco, Km. 36.5, Montecillo, Texcoco, Estado de México, México. C. P. 56264.

²SECIHTI-Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo. Instituto de Investigaciones Químico-Biológicas. Calle de Santiago 403, Tapia, Centro, Morelia, Michoacán, México. C. P. 58000.

Editor responsable: Trevor Williams

RESUMEN. El control químico ha sido el más utilizado en el combate de piojos harinosos, lo que ha provocado resistencia en algunas especies y afectaciones a la fauna benéfica. El control biológico mediante el uso de parasitoides, en combinación con extractos vegetales, representa una alternativa más sostenible. *Anagyrus tristis* es un parasitoide del piojo harinoso *Phenacoccus madeirensis*, y podría ser un agente de control biológico potencial en México. El objetivo de este trabajo fue evaluar la toxicidad

con base en los efectos letales y repelencia a la oviposición de seis extractos vegetales comerciales sobre *A. tristis* en condiciones de laboratorio utilizando tres metodologías de aplicación; aspersión (toxicidad letal directa), alimentación (toxicidad oral) y repelencia a la oviposición. Los resultados de toxicidad letal y oral se clasificaron con los criterios establecidos por la Organización Internacional de Control Biológico (IOBC) para bioensayos en laboratorio. En el bioensayo de toxicidad directa, los extractos de cempasúchil (*Tagetes* spp.), chicalote (*Argemone mexicana*) y epazote (*Chenopodium ambrosioides*) resultaron ligeramente tóxicos (>30%), mientras que los extractos de canela (*Cinnamomum zeylanicum*), neem (*Azadirachta indica*) y ajo (*Allium sativum*) resultaron inofensivos en el parasitoide (mortalidades entre el 18 y 26%). Por otra parte, en las pruebas de toxicidad oral todos los extractos fueron clasificados como inofensivos (mortalidad < 30%). En las pruebas de repelencia todos los extractos tuvieron una reducción significativa en la oviposición (> 50%) comparada con el testigo. En conclusión, los extractos de cempasúchil, epazote y chicalote tuvieron un efecto mayor en la mortalidad de *A. tristis*. Los resultados sugieren que los extractos de canela, neem y ajo pueden incorporarse junto con el uso de parasitoides en el combate de *P. madeirensis*, por su rápida degradación y poca persistencia en el ambiente. No obstante, se deben realizar ensayos en invernadero y campo para buscar su integración en una propuesta de manejo integrado de plagas.

Palabras clave: Control biológico, extractos vegetales, parasitismo, *Phenacoccus madeirensis*

ABSTRACT. Chemical control has been the most used method for controlling mealybugs, which has led to resistance in some species and can affect the beneficial fauna. Biological control in combination with plant extracts, represents a more sustainable alternative. *Anagyrus tristis* is a parasitoid of *Phenacoccus madeirensis* in Mexico and could be a potential biological control agent. The objective of this study was to evaluate the lethal effects and oviposition repellency of six commercial plant extracts on *A. tristis* under laboratory conditions using three application methodologies; spraying (direct lethal toxicity), feeding (oral toxicity) and oviposition repellency. The results of lethal and oral toxicity were classified according to the criteria established by the International Organization for Biological Control (IOBC) for laboratory bioassays. In the direct toxicity bioassay, marigold (*Tagetes* spp.), chicalote (*Argemone mexicana*) and epazote (*Chenopodium ambrosioides*), extracts were slightly toxic (>30%), while cinnamon (*Cinnamomum zeylanicum*), neem (*Azadirachta indica*) and garlic (*Allium sativum*), extracts were harmless in the parasitoid (mortalities between 18 and 26%). In the oral toxicity tests all extracts were classified as harmless (mortality < 30%). In the repellency tests, all extracts resulted in a significant reduction in oviposition (>50%) compared to the control. In conclusion, marigold, epazote, and chicalote extracts had a greater effect on *A. tristis* mortality than cinnamon, neem, and garlic extracts. The results suggest that cinnamon, neem, and garlic extracts can be incorporated alongside the use of parasitoids in management of this mealybug, due to their rapid degradation and low persistence in the environment. However, greenhouse and field trials should be conducted to explore their integration into a system of integrated pest management.

Key words: Biological control, parasitism, *Phenacoccus madeirensis*, plant extracts

INTRODUCCIÓN

El piojo harinoso de Madeira -*Phenacoccus madeirensis* (Green, 1923)- es una de las plagas principales en cultivos hortícolas (Bartlett y Lloyd, 1958), con distribución tropical y subtropical en América, África, Europa y Asia (Williams y Granara de Willink, 1992). Esta especie es polífaga y se alimenta de más de 46 especies de las familias Euphorbiaceae, Solanaceae, Rutaceae, Fabaceae y Rosaceae (Bartlett y Lloyd, 1958; Williams y Granara de Willink, 1992; CABI, 2022). Para el combate de esta plaga, y en general para el control de piojos harinosos, se han empleado principalmente insecticidas convencionales como spirotetramat, piretroides, organofosforados, carbamatos y neonicotinoides (Shannag y Capinera, 2018; Espinoza-Lozano *et al.*, 2018), pero debido a sus hábitos crípticos, así como su cubierta cerosa, se dificulta su control (Chong, 2005). El uso indiscriminado de productos organosintéticos ha provocado resistencia en varias especies de piojos harinosos (Saddiq *et al.*, 2014; Ahmad y Akhtar, 2016; Shankarganesh *et al.*, 2022). Por ello, en la búsqueda de alternativas de control, se ha sugerido la implementación de programas de control biológico, y los parasitoides de la familia Encyrtidae son los que mejores resultados han proporcionado (Noyes y Hayat, 1994). Por ejemplo, en México el control de la cochinilla rosada del hibisco *Maconellicoccus hirsutus* (Green, 1908) se logró con la liberación de *Anagyrus callidus* Triapitsyn, Andreason y Perring, 2019, y se obtuvieron niveles de parasitismo hasta 85% en campo (SENASICA, 2016).

Además del control biológico, se han explorado otras tácticas de combate en piojos harinosos como es el uso de extractos vegetales, y se considera que pueden ser complementarios para su incorporación en programas de manejo integrado de plagas (Gutierrez *et al.*, 2008; Beltra *et al.*, 2015; Souto *et al.*, 2021; Ngegba *et al.*, 2022). El uso de extractos vegetales en el control de plagas ha tenido un incremento importante en los últimos años, por tener un menor impacto en la fauna benéfica (Do Nascimento *et al.*, 2008, Lou *et al.*, 2013; Asrar *et al.*, 2023). Esta tendencia tiene relevancia en programas de manejo integrado ante las dificultades que representa el manejo de *P. madeirensis* por métodos químicos tradicionales, lo cual hace prioritario identificar productos que sean compatibles con programas de control biológico (Biondi *et al.*, 2012). Los efectos de los insecticidas sobre enemigos naturales son evaluados principalmente por los efectos letales directos, como lo son la mortalidad o la longevidad después de una aspersión directa (Stapel *et al.*, 2000; Cloyd, 2012). No obstante, se deben considerar otros efectos no letales para tener una imagen clara del potencial de impacto en este grupo de organismos (Do Nascimento *et al.*, 2008; Biondi *et al.*, 2012).

Hay una cantidad considerable de trabajos que han evaluado la susceptibilidad de parasitoides a diferentes insecticidas botánicos, en la búsqueda de la compatibilidad con el control biológico (Saber *et al.*, 2004; Santos *et al.*, 2015; Lisi *et al.*, 2025), y su inclusión en programas de manejo integrado (Saber *et al.*, 2004; Santos *et al.*, 2015; Lisi *et al.*, 2025). Por ejemplo, Lyons *et al.* (2003) encontraron que es factible el uso combinado de un extracto vegetal a base de neem y el parasitoide *Trichogramma minutum* (Riley, 1871) en el control de plagas forestales. Por otra parte, Charleston *et al.* (2005) reportaron una compatibilidad del extracto de neem y cinamomo con los parasitoides *Diadegma insulare* (Cresson, 1865) y *Cotesia plutellae* (Kurdjumov, 1912) en el control de la palomilla dorso de diamante. Recientemente, en México se reportó por primera vez a *Anagyrus tristis* (Noyes y Hayat, 1994; Acevedo-Alcalá *et al.*, 2024), un endoparasitoide gregario e idiobionte de *P. madeirensis*, y se considera como un posible agente de control biológico de esta plaga, ya que no existen otros enemigos naturales comercialmente disponibles para controlar a *P. madeirensis* (Acevedo-Alcalá *et al.*, 2024). Este reporte de un parasitoide que está de manera nativa

en México, atacando un piojo harinoso de interés económico, y la falta de información del efecto de extractos vegetales sobre esta especie motivaron la realización de este trabajo, y el objetivo fue determinar los efectos letales y la repelencia a la oviposición de extractos vegetales comerciales sobre *A. tristis*.

MATERIAL Y MÉTODOS

Material biológico. La cría de *P. madeirensis* se estableció en plantas de verdolaga (*Portulaca oleracea* L. var. Citsa), con material colectado en invernaderos del Colegio de Postgraduados, Texcoco, Estado de México (19°27'41.7"N 98°54'32.3"W). Las plantas de verdolaga se sembraron en macetas de 2 L, en una mezcla de turba (*Sphagnum* spp.) y tezontle (roca volcánica porosa) 1:1, y se mantuvieron en un invernadero con riego y fertilización automatizados hasta los 30 días de edad. Las plantas y los insectos se confinaban en jaulas plegables con marco de metal y tela de organza (40 × 40 × 60 cm), dentro de una cámara de cría. En el interior de cada jaula se colocaron dos macetas con plantas de 30 d de edad para el establecimiento y desarrollo de *P. madeirensis*. En la parte superior de las jaulas se colocaron lámparas de luz led (FUNKYMI®) para favorecer el desarrollo de las plantas. Para mantener una edad controlada de *P. madeirensis*, cada tercer día se infestaban nuevas plantas con ninfas de primer ínstar (caminantes).

Los parasitoides se mantuvieron en recipientes de plástico de 1 L con aberturas laterales (10 × 7.5 cm), cubiertas con tela de serigrafía para favorecer la ventilación. En el interior se colocaron gotas muy pequeñas de miel (Carlota®), y una mecha de algodón saturada con agua para la alimentación e hidratación de los parasitoides. La miel y mechas de algodón se sustituyeron tres veces por semana. Para el mantenimiento y edad controlada de los parasitoides, se colocaban 100 ninfas de tercer ínstar de *P. madeirensis* en recipientes de plástico ($\Theta = 7.5 \times 3.5$ cm), y se exponían a los parasitoides por 48 h. La exposición y parasitismo se realizaba cada tres días. La cría de *P. madeirensis*, del parasitoide y todos los ensayos experimentales se mantuvieron en una cámara bioclimática en condiciones controladas (26.9 ± 1.10 °C, $45.84 \pm 4.13\%$ HR y fotoperiodo 12:12 h L: O). El presente trabajo se llevó a cabo con insectos (Hymenoptera: Encyrtidae), por lo que no se requirió una aprobación de un comité de ética para el uso de animales.

Extractos vegetales. Para los bioensayos se evaluaron seis extractos vegetales comerciales, además de un control (un surfactante no iónico Inex-A) que se diluyó en agua, y un testigo absoluto (agua destilada). Para todos los extractos vegetales se utilizó la dosis máxima recomendada por el fabricante (Cuadro 1). Para los bioensayos se preparó un volumen de 100 mL de cada extracto vegetal comercial y se le añadió 0.1 mL del coadyuvante Inex-A.

Bioensayo de toxicidad letal por aspersión directa. Para la realización de este bioensayo se siguió la metodología de Luna-Cruz *et al.* (2018), con ligeras modificaciones. Se utilizaron 12 hembras de *A. tristis*, de 1 a 5 d de edad, por cada repetición. Las hembras se colocaron en recipientes de plástico ($\Theta = 5.5 \times 2.5$ cm) dentro de una bolsa de plástico con cierre hermético (Ziploc® SC Johnson) y se anestesiaron con CO₂ durante 7 s. Posteriormente, se colocaron sobre papel filtro ($\Theta = 15$ cm, Whatman®) en el fondo de una caja Petri de vidrio ($\Theta = 6.0 \times 1.5$ cm). Después se aplicaron 3 mL de cada tratamiento (Cuadro 1) utilizando una torre de aspersión (150 x 50 x 50 cm) a una presión de 5 PSI. La torre de aspersión tenía una boquilla de aspersión de cono de acero inoxidable modelo 1/4 J- SS+SU1A-SS (Spraying Systems), y permaneció conectada con manguera de alta presión a un compresor de aire de 40 lb (Adir®).

Cuadro 1. Extractos vegetales comerciales, y dosis de aplicación, utilizados en las pruebas de toxicidad y repelencia sobre *Anagyrus tristis* en laboratorio (26.9 ± 1.1 °C, $45.8 \pm 4.1\%$ HR y fotoperiodo 12:12 h L: O).

Tratamiento	Nombre comercial	Distribuidor	Ingrediente activo (concentración)	¹ Dosis de aplicación
T1	Natural King®	Ultraquimia	Epazote <i>Chenopodium ambrosioides</i> (60%)	2 L/100 L de agua (2-8 L/ha)
T2	Nimicide 80®	Ultraquimia	Neem <i>Azadirachta indica</i> (80%)	2 L/ha, 430 L de agua
T3	CinnAcar®	Ultraquimia	Canela <i>Cinnamomum zeylanicum</i> (15%)	2 L/ha, 430 L de agua
T4	Omega®	Ultraquimia	Chicalote <i>Argemone mexicana</i> (90%)	3 L/ha, 200 L de agua
T5	Cyr RepellentAjo®	Cyr Agroquímica	Ajo <i>Allium sativum</i> (94%)	2 L/ha, 200 L de agua
T6	Cyr Piretrinas®	Cyr Agroquímica	Cempasúchil <i>Tagetes</i> spp (90%)	3 L/ha, 300 L de agua
T7	INEX-A®	Cosmoagro	Coadyuvante	1 mL/1 L de agua
T8	-	-	Agua destilada	-

¹Dosis máxima de aplicación recomendada por el fabricante.

Después de la aplicación, los parasitoides se colocaron en nuevos recipientes de plástico ($\Theta = 7.5 \times 3.5$) con una abertura superior ($\Theta = 3$ cm) forrada con tela de serigrafía para favorecer la ventilación. En cada arena experimental se colocaron gotas finas de miel como fuente de alimento. Todos los tratamientos se mantuvieron en las condiciones ambientales ya señaladas. La variable respuesta fue la mortalidad acumulada, la cual se evaluó a las 24, 48 y 72 h. Se consideraron muertos aquellos parasitoides que al ser estimulados con un pincel de cerdas finas (número 00) no presentaron movilidad, o mostraron movimientos erráticos y sin coordinación. El experimento se diseñó en bloques completamente al azar y se realizaron 10 repeticiones por tratamiento. En este bioensayo la mortalidad de *A. tristis* de cada tratamiento se clasificó de acuerdo con los criterios establecidos por la Organización Internacional de Control Biológico (IOBC), para bioensayos en laboratorio (Hassan, 1992).

Bioensayo de toxicidad oral. Para la realización de este bioensayo se siguió la metodología descrita en el bioensayo anterior con ligeras modificaciones. La arena experimental consistió en un recipiente de plástico ($\Theta = 7.5 \times 3.5$) con una abertura superior ($\Theta = 3$ cm) para su ventilación y un orificio lateral ($\Theta = 1$ cm) para introducir a los parasitoides.

Previo al bioensayo, las hembras de *A. tristis* se sometieron a un periodo de ayuno de 12 h en recipientes de plástico ($\Theta = 14.5 \times 12$ cm). Se preparó una solución de 100 mL de cada producto para cada tratamiento, utilizando la dosis máxima recomendada en la etiqueta (Cuadro 1). Para la preparación primero se colocaron, en cada frasco, 50 mL de la solución en agua destilada (conductividad eléctrica $< 3 \mu\text{S cm}^{-1}$, sólidos disueltos totales $< 5 \text{ mg L}^{-1}$ y dureza nula) del producto comercial (insecticida botánico) y el coadyuvante (0.1 mL de Inex-A®), y finalmente se añadieron 50 mL de miel de abeja y se homogenizó la mezcla manualmente. En cada arena experimental se colocó un frasco de vidrio con una mecha de algodón que contenía 3 mL de la solución preparada (miel contaminada). Se liberaron 12 hembras de *A. tristis* y se permitió la

alimentación *ad libitum* por un periodo de 3 h. Posteriormente se colocó alimento sin insecticida botánico. Cada tratamiento se mantuvo con las condiciones señaladas anteriormente, y la evaluación se efectuó como se indicó en el bioensayo anterior.

Bioensayo de repelencia a la oviposición. Para las pruebas de repelencia se siguió la metodología de Chakira *et al.* (2017), con algunas modificaciones. La arena experimental consistió en cajas de plástico como las descritas en el bioensayo anterior. Se realizaron pruebas de no elección y se establecieron dos esquemas de aplicación. El primer esquema consistió en exponer a *P. madeirensis* y el brote de verdolaga con extractos. Para el segundo esquema se trató solamente a *P. madeirensis*. Para la aplicación en verdolaga, los brotes de verdolaga se sumergieron por 5 s en la solución de extracto comercial y se dejaron secar durante 30 min a temperatura ambiente. Posteriormente, cada brote tratado se colocó en cada arena experimental, donde se fijó con plastilina, y por un orificio lateral ($\Theta = 1$ cm) se sacaba el tallo para insertarlo en un criovial con agua para mantener la turgencia del brote. Para asperjar a *P. madeirensis*, los individuos se colocaron en cajas Petri de vidrio ($\Theta = 6.0 \times 1.5$ cm) y se asperjaron con un atomizador manual hasta punto de goteo, posteriormente se colocaron dentro de cada arena experimental para que se establecieran en el brote de verdolaga tratado, o sin tratar, según correspondiera. En cada arena experimental se liberó una pareja de parasitoides de 1 a 2 d de edad, y se dejaron durante 48 h. Transcurrido ese tiempo, los parasitoides se retiraron y cada arena experimental se mantuvo en las condiciones ambientales descritas anteriormente. La variable repuesta fue el número de piojos harinosos parasitados, el cual se determinó a los 7 d posteriores a la exposición, así como la cantidad de parasitoides emergidos por hospedero y la proporción sexual en cada uno de ellos. El experimento se realizó en un diseño de bloques completos al azar, se evaluaron dos esquemas de contaminación de los extractos vegetales y se realizaron siete repeticiones por tratamiento.

Análisis estadísticos. Para validar los supuestos de normalidad y homogeneidad de varianzas se realizó una prueba de Shapiro Wilk y la prueba de Bartlett, respectivamente. El efecto de los extractos vegetales, sobre la mortalidad de *A. tristis*, se sometió a un análisis de varianza (ANOVA), teniendo en consideración los factores "extracto y repetición". En caso de detectar diferencias se realizó una prueba de comparación de medias mediante el método HSD de Tukey. Cuando no se cumplieron los supuestos, se realizó una prueba no paramétrica de Kruskal-Wallis y una prueba de Dunn con corrección de Benjamini-Hochberg.

En las pruebas de no elección el análisis del parasitismo de *A. tristis* se realizó mediante modelos lineales generalizados (GLM), con distribución binomial y función de enlace logit, utilizando el software R versión 4.3 (R Core Team, 2023). Los datos se estructuraron a partir del número total de hospederos expuestos y del número de individuos parasitados por tratamiento. Cada observación incluyó la proporción de individuos parasitados y no parasitados, considerando como variable independiente el tipo de tratamiento evaluado [testigo, coadyuvante, extractos de ajo (*Allium sativum* L.), canela (*Cinnamomum zeylanicum* J.Presl), neem (*Azadirachta indica* A. Juss.), chicalote (*Argemone mexicana* L.), epazote (*Chenopodium ambrosioides* L.) y cempasúchil (*Tagetes* spp.)], dentro de dos esquemas experimentales diferenciados (T1 y T2). La significancia de los efectos se evaluó mediante análisis de varianza tipo II con el paquete *Car* (Fox y Weisberg, 2019), y las medias ajustadas de parasitismo (con intervalos de confianza al 95%) se estimaron mediante el método de medias marginales estimadas con el paquete *Emmeans* (Lenth, 2024). Las comparaciones múltiples entre tratamientos se realizaron con la corrección de Holm para controlar el error tipo I.

RESULTADOS

Bioensayo de toxicidad letal por aspersión directa. *Anagyrus tristis* fue susceptible al extracto de cempasúchil y chicalote, habiendo diferencias significativas con los extractos restantes a las 24 h ($F_{7, 63} = 4.36$; $p < 0.001$). El extracto de chicalote y epazote aumentaron su mortalidad acumulada a las 48 h ($F_{7, 63} = 4.68$; $p < 0.001$) y a las 72 h el incremento notorio solamente en estos extractos ($F_{7, 63} = 6.046$; $p < 0.001$). A las 72 h el testigo no superó el 8% de mortalidad y los extractos restantes no excedieron más allá del 27% de mortalidad (Cuadro 2.)

Cuadro 2. Mortalidad acumulada de *Anagyrus tristis* en bioensayos de toxicidad letal directa después de la aplicación de extractos vegetales comerciales.

Tratamiento	Mortalidad acumulada (% $\pm$ EE) *			Categoría IOBC ¹
	24 h	48 h	72 h	
T1	25.0 $\pm$ 5.4 abc	30.8 $\pm$ 5.4 abc	34.1 $\pm$ 5.2 ab	2
T2	19.2 $\pm$ 6.0 abc	23.3 $\pm$ 6.1 abc	26.7 $\pm$ 6.4 abc	1
T3	22.5 $\pm$ 6.9 abc	26.7 $\pm$ 8.1 abc	26.7 $\pm$ 8.1 abc	1
T4	34.2 $\pm$ 10.1 ab	40.8 $\pm$ 10.7 ab	45.8 $\pm$ 10.0 a	2
T5	13.3 $\pm$ 5.7 bc	15.0 $\pm$ 5.7 bc	18.2 $\pm$ 5.2 bc	1
T6	45.0 $\pm$ 9.8 a	45.8 $\pm$ 10.2 a	47.4 $\pm$ 10.2 a	2
T7	10.8 $\pm$ 7.2 bc	15.0 $\pm$ 7.7 bc	15.7 $\pm$ 7.7 bc	1
T8	5.8 $\pm$ 2.5 c	7.5 $\pm$ 2.6 c	7.6 $\pm$ 2.6 c	1

*Las medias con la misma letra no son estadísticamente diferentes ($p=0.05$). EE: Error estándar.

¹Categorías establecidas por la IOBC para bioensayos en laboratorio: 1 = inofensivo (<30%), 2 = ligeramente dañino (30-79%), 3 = moderadamente dañino (80-99%), 4 = altamente dañino (>99%) (Hassan, 1992).

Acorde a la clasificación de la IOBC, los extractos de neem, canela y ajo, fueron inofensivos (mortalidad < 30%) para *A. tristis*, mientras que los extractos de epazote, chicalote y cempasúchil obtuvieron una clasificación de ligeramente dañinos (Cuadro 2).

Bioensayo de toxicidad oral. La mortalidad acumulada a las 72 h mostró diferencias significativas sobre la mortalidad de *A. tristis* entre los extractos vegetales ($\chi^2 = 16.23$; $gl = 7$; $p = 0.023$). El extracto de canela tuvo una mortalidad significativamente mayor (19.4 %) comparada con el testigo (1.9 %) ($p_{adj} = 0.009$). Los extractos de chicalote, ajo y neem tuvieron una tendencia a incrementar la mortalidad respecto al testigo con un valor del 11, 8 y 8%, respectivamente, aunque las diferencias encontradas no resultaron estadísticamente significativas. En comparación de los extractos de tagetes, epazote y el coadyuvante (Inex-A) mostraron porcentajes de mortalidad de 7, 5 y 4%, respectivamente, en comparación con el testigo.

Bioensayo de repelencia a la oviposición. El análisis mostró diferencias significativas entre los tratamientos en las dos formas de aplicación. En el primer caso, donde los piojos (*P. madeirensis*) y el brote de verdolaga fueron tratados con los extractos vegetales antes de liberar los parasitoides, hubo una reducción en la probabilidad de parasitar a *P. madeirensis* contrastado al

testigo ($\chi^2 = 39.27$; gl = 7; $p < 0.001$). El testigo tuvo la mayor probabilidad de parasitismo (0.61), mientras que los extractos tuvieron una probabilidad menor a 0.40 (Cuadro 3).

Cuadro 3. Medias estimadas de probabilidades de parasitismo de las pruebas de repelencia a la oviposición de *Anagyrus tristis* sobre *Phenacoccus madeirensis*.

Forma de aplicación	Tratamiento	Probabilidad*	Intervalo 95%**
T1 Piojos harinosos (<i>P. madeirensis</i>) y brote de verdolaga tratados	T1	0.200	0.122-0.310
	T2	0.314	0.217-0.432
	T3	0.229	0.145-0.341
	T4	0.329	0.229-0.446
	T5	0.371	0.267-0.490
	T6	0.200	0.122-0.310
	T7	0.329	0.229-0.446
	T8	0.614	0.496-0.720
T2 Piojos harinosos (<i>P. madeirensis</i>) tratados + brote de verdolaga no tratado	T1	0.214	0.134-0.326
	T2	0.214	0.134-0.326
	T3	0.471	0.358-0.588
	T4	0.343	0.242-0.461
	T5	0.243	0.157-0.356
	T6	0.257	0.168-0.326
	T7	0.500	0.385-0.615
	T8	0.557	0.440-0.668

*Los valores corresponden a probabilidades de parasitismo estimadas por un modelo estadístico y se expresan como valores adimensionales entre 0 y 1.

**El intervalo del 95% corresponde al intervalo de confianza.

Por otra parte, en el segundo caso, donde los piojos fueron tratados y después se colocaron sobre el brote no tratado también se encontraron diferencias significativas ($\chi^2 = 42.26$; gl = 7; $p < 0.001$). El testigo, coadyuvante y canela tuvieron una probabilidad de oviposición del 0.557, 0.500 y 0.471, respectivamente, mientras que el extracto de ajo ($p = 0.0054$), neem ($p = 0.0015$), epazote ($p = 0.0015$) y cempasúchil ($p = 0.257$) registraron una probabilidad de oviposición menor al 0.3 (Cuadro 3).

La proporción sexual obtenida del total de todos los extractos en cada repetición no mostró diferencias en los diferentes tratamientos ($\chi^2 = 7.0$; gl = 7; $p = 0.43$).

DISCUSIÓN

Bioensayo de toxicidad letal por aspersión directa. Pavela y Benelli (2016) mencionan que la toxicidad de aceites esenciales, presentes en los extractos vegetales, se atribuye, principalmente, a componentes metabólicos como monoterpenos, tiophenos y alcaloides que actúan como neurotóxicos en los insectos; su modo de acción es sobre los canales iónicos, receptores y neurotransmisores, lo que conlleva a convulsiones, parálisis y muerte rápida del insecto.

En este trabajo el extracto de cempasúchil, chicalote y epazote fueron ligeramente dañinos contra el parasitoide (Cuadro 2). En nuestro caso la mortalidad de *A. tristis* con el extracto de cempasúchil fue de 47%. Estos resultados se asemejan a los de Mendoza-García *et al.* (2015), quienes usando extractos de *Tagetes terniflora* Kunth y reportaron una mortalidad de 41% en *Tamarixia radiata* (Waterston, 1922) después de 48 h de la aplicación. Por otro lado, Iannaccone *et*

al. (2017), con extracto de *T. minuta*, reportaron una mortalidad del 33 y 40% a las 48 h en *Trichogramma pretiosum* (Riley, 1879) y *Trichogramma pintoi* (Voegelé, 1982), respectivamente. La mortalidad observada en *A. tristis* con el extracto de chicalote fue del 45%. En otras especies de insectos como *Bactericera cockerelli* (Sulc, 1909) la mortalidad que produjo el extracto de chicalote, a las 72 h, alcanzó el 80% (Delgado-Ortíz *et al.* 2023). Esto sugiere que el efecto de los extractos puede ser diferente en cada especie. La evaluación del extracto de epazote en nuestro bioensayo ocasionó 34% de mortalidad, similar con lo reportado de Bostanian *et al.* (2005), quienes reportaron 34% de mortalidad a las 48 h en *Aphidius colemani* (Viereck, 1912) en pruebas de toxicidad por contacto del extracto de epazote, mientras que Hall y Nguyen (2010), reportaron mortalidades arriba del 94% con el mismo extracto a las 72 h sobre *T. radiata*.

De esta manera los porcentajes menores del 30% en este bioensayo con el extracto de canela, neem y ajo, son similares a lo reportado con Hýbl *et al.* (2021), donde evaluaron el extracto de *Cinnamomum zeylanicum* contra *Apis mellifera* (Linnaeus, 1758) teniendo mortalidades menores del 30%. De igual manera Cura y Genger (2019), evaluando el extracto de neem en el parasitoide *A. colemani*, obtuvieron mortalidades del 20 y 27% a las 24 y 48, respectivamente. Por otro lado, Modafferi *et al.* (2024), reportaron una mortalidad del 15% con extracto de ajo en *Cryptolaemus montrouzieri* (Mulsan, 1853). El bajo porcentaje de mortalidad se puede atribuir a los diferentes compuestos metabólicos y que su efecto va dirigido a estados inmaduros, por ejemplo, el extracto de neem ejerce un modo de acción sobre la síntesis de la muda afectando a los estados inmaduros, pero en adultos su efecto es menor ya que no influye en la muda (Isman, 2006; Morgan, 2009; Kilani-Morakchi *et al.*, 2021). Así mismo, Attia *et al.* (2023), mencionan que el efecto del extracto de canela se degrada rápidamente y tiene una alta volatilidad, lo que acorta su eficacia. Por su parte, Plata-Rueda *et al.* (2017), indicaron que la allicina del ajo es poco estable, su efecto es muy bajo y de corta duración contrastado con diferentes extractos vegetales.

Bioensayo de toxicidad oral. La variación en la mortalidad de algunos extractos se debe principalmente a que la vía de exposición desarrolla un papel importante para determinar la toxicidad (Ribeiro *et al.*, 2021). En general, se dice que los compuestos activos de cada extracto tienen menos absorción, o se pueden detoxificar rápidamente cuando se ingieren en pocas cantidades mezclado con el alimento, y por ende cada insecto tiene la ventaja de desintoxicarse dependiendo de cada etapa de desarrollo (Yu & Hsu, 1993). De la misma manera Biddinger *et al.* (1996) señalan que diferentes enzimas metabólicas están involucradas de manera directa en la desintoxicación, dependiendo el modo de acción de cada insecticida.

El consumo de alimento en parasitoides adultos puede ser poco, ocasionando que no se logren ingerir una dosis alta de metabolitos tóxicos. Además, se han reportado metabolitos como la allicina o el cinnamaldehído que tienden a ser muy volátiles y que se degradan rápidamente en el ambiente (Plata-Rueda *et al.*, 2017; Attia *et al.*, 2023).

Por otra parte, Luna-Cruz *et al.* (2018) reportaron que la ingestión oral de una mezcla de miel, argemónina, berberina, ricinina y α -Terthienil en *Bombus impatiens* (Cresson, 1863) no tuvo efecto significativo en la mortalidad, mientras que en *A. mellifera* y *Chrysoperla carnea* (Stephens, 1836) tuvieron una mortalidad de 11%; en *Orius insidiosus* (Say, 1832) el porcentaje de mortalidad no superó el 15%.

Bioensayo de repelencia a la oviposición. Los principales factores que influyen en la repelencia o la inhibición a la oviposición de parasitoides en huéspedes tratados con insecticidas vegetales o inorgánicos se deben a los metabolitos secundarios que afectan la percepción sensorial y la

fisiología de muchos insectos (Büchel *et al.*, 2011; Wäschke *et al.*, 2013), además de que la mayoría de los aceites esenciales de plantas actúan más como repelentes que como moléculas tóxicas (Mossa, 2016; Bedini *et al.*, 2016).

Trombin de Souza *et al.* (2022), señalaron un efecto repelente y disuasivo sobre la oviposición de algunos compuestos del extracto de romero en *Drosophila suzukii* (Matsumura, 1931). Por otra parte, Castresana y Puhl (2021), mencionaron una interferencia en la oviposición de pulgones, al no colonizar plantas tratadas, reduciendo el parasitismo por *A. colemani* y *Diaeretiella rapae* (McIntosh, 1855). De igual manera, Stansly y Liu (1997), reportaron una alta repelencia en *Encarsia pergandiella* (Howard, 1907) y una afectación en el comportamiento de oviposición.

En el presente estudio, el número de individuos tuvo un sesgo hacia hembras, con una proporción de 0.654 hembras en relación con los machos, una condición que se atribuye a las características propias de la especie (Acevedo-Alcalá *et al.* 2024). La proporción sexual de *A. tristis* no se afectó por influencia de los extractos asperjados sobre las ninfas de tercer ínstar y expuestas al parasitoide. Una condición reportada con Rampelotti-Ferreira *et al.* (2017), al tratar huevos parasitados por *T. pretiosum*, donde la proporción se mantuvo sesgada a hembras. Por su parte, Sombra *et al.* (2022) señalaron que la proporción sexual se mantiene en una relación 1:1 (hembras/machos) y que esta no se ve afectada cuando los huevos parasitados de *Ephestia kuehniella* (Zeller, 1879) son tratados con aceites esenciales.

CONCLUSIONES

Los resultados en este trabajo sugieren que algunos extractos vegetales tienen diferentes impactos sobre *A. tristis*, dependiendo del tipo de exposición al que se someta y sobre todo el ingrediente activo del producto. Los extractos que causaron mayor mortalidad en pruebas de toxicidad letal directa (>30%), deben considerarse con cuidado si se busca incluirlos en una propuesta de manejo integrado de plagas, por otra parte, los extractos que causaron menor mortalidad ($\leq 30\%$) y menor interferencia en la inhibición a la oviposición podrían considerarse como productos alternativos al combate de *P. madeirensis* que deben evaluarse en campo para saber si se pueden considerar compatibles con el control biológico.

En investigaciones futuras deberían explorarse la existencia de efectos subletales en el parasitoide. Esto con la finalidad de favorecer la conservación de poblaciones del parasitoide ante la alternativa a los insecticidas inorgánicos y diseñar estrategias para un manejo integrado de plagas.

AGRADECIMIENTOS. Agradecemos a la Secretaría de Ciencia, Humanidades, Tecnología e Innovación (SECIHTI) por la beca otorgada al primer autor (CVU 1311361), al grupo ULTRAQUIMIA -Promotora Técnica Industrial S.A de C.V. por la donación de los extractos vegetales y al grupo Koppert México por el material de *Phenacoccus madeirensis* para refrescar la colonia.

LITERATURA CITADA

Acevedo-Alcalá, A., Lomeli-Flores, J. R., Rodríguez-Leyva, E., Guzmán-Franco, A. W., Velázquez-González, J. C. (2024) First record of *Anagyrus tristis* (Hymenoptera Encyrtidae) from México. *Bulletin of Insectology*, 77 (2), 299–305.

- Ahmad, M., Akhtar, S. (2016) Development of resistance to insecticides in the invasive mealybug *Phenacoccus solenopsis* (Hemiptera: Pseudococcidae) in Pakistan. *Crop Protection*, 88, 96–102.
<https://doi.org/10.1016/j.cropro.2016.06.006>
- Asrar, M., Bakht, I., Rasool, B., Hussain, S., Hussain, D., Javed, Z. (2023) Efficacy and toxicity of different plant extracts over the period of time in *Bracon hebetor* (Say) (Hymenoptera: Braconidae). *Heliyon*, 9 (11), e21631.
<https://doi.org/10.1016/j.heliyon.2023.e21631>
- Attia, R. G., Khalil, M. M., Hussein, M. A., Fattah, H. M. A., Rizk, S. A., Ma'moun, S.A. (2023) Cinnamon oil encapsulated with silica nanoparticles: chemical characterization and evaluation of insecticidal activity against the rice moth, *Corcyra cephalonica*. *Neotropical Entomology*, 52 (3), 500–511.
<https://doi.org/10.1007/s13744-023-01037-1>
- Bartlett, B. R., Lloyd, D. C. (1958) Mealybugs attacking citrus in California—a survey of their natural enemies and the release of new parasites and predators. *Journal of Economic Entomology*, 51 (1), 90–93.
<https://doi.org/10.1093/jee/51.1.90>
- Bedini, S., Bougherra, H. H., Flamini, G., Cosci, F., Belhamel, K., Ascrizzi, R., Conti, B. (2016) Repellency of anethole and estragole-type fennel essential oils against stored grain pests: the different twins. *Bulletin of Insectology*, 69 (1), 149–157.
- Beltra, A., Addison, P., Avalos, J. A., Crochard, D., Garcia-Mari, F., Guerrieri, E., Soto, A. (2015) Guiding classical biological control of an invasive mealybug using integrative taxonomy. *PloS one*, 10 (6), e0128685.
<https://doi.org/10.1371/journal.pone.0128685>
- Biddinger, D. J., Hull, L. A., McPherson, B. A. (1996) Cross-resistance and synergism in azinphosmethyl resistant and susceptible strains of tufted apple bud moth (Lepidoptera: Tortricidae) to various insect growth regulators and abamectin. *Journal of Economic Entomology*, 89 (2), 274–287.
<https://doi.org/10.1093/jee/89.2.274>
- Biondi, A., Mommaerts, V., Smagghe, G., Vinuela, E., Zappalà, L., Desneux, N. (2012) The non-target impact of spinosyns on beneficial arthropods. *Pest Management Science*, 68 (12), 1523–1536.
<https://doi.org/10.1002/ps.3396>
- Bostanian, N. J., Akalach, M., Chiasson, H. (2005) Effects of a *Chenopodium*-based botanical insecticide/acaricide on *Orius insidiosus* (Hemiptera: Anthocoridae) and *Aphidius colemani* (Hymenoptera: Braconidae). *Pest Management Science*, 61 (10), 979–984.
<https://doi.org/10.1002/ps.1065>
- Büchel, K., Malskies, S., Mayer, M., Fenning, T. M., Gershenson, J., Hilker, M., Meiners, T. (2011) How plants give early herbivore alert: volatile terpenoids attract parasitoids to egg-infested elms. *Basic and Applied Ecology*, 12 (5), 403–412.
<https://doi.org/10.1016/j.baae.2011.06.002>
- CABI (2022) *Phenacoccus madeirensis* (Madeira mealybug). CABI Digital Library. CABI Compendium 40174.
<https://doi.org/10.1079/pwkb.species.40174>

- Castresana, J., Puhl, L. (2021) Botanical formulations for the ecological management of *Myzus persicae* (Sulzer) and *Aphis gossypii* (Clover) (Hemiptera: Aphididae) and their side effects on parasitoids. *Revista de Ciencias Agrícolas*, 38 (1), 50–61.
<https://doi.org/10.22267/rcia.213801.144>.
- Chakira, H., Long M., Liu, S., Zhao, J., He, Y., Wagan, T. A., Hua, H. (2017) Repellency of essential oils against *Nephotettix cincticeps*: laboratory and glasshouse assays. *Journal of Applied Entomology*, 141 (9), 708–720.
<https://doi.org/10.1111/jen.12399>
- Charleston, D. S., Kfir, R., Dicke, M., Vet, L. E. (2005) Impact of botanical pesticides derived from *Melia azedarach* and *Azadirachta indica* on the biology of two parasitoid species of the diamondback moth. *Biological Control*, 33 (2), 131–142.
<https://doi.org/10.1016/j.biocontrol.2005.02.007>
- Chong, J. H. (2005) Biology of the mealybug parasitoid, *Anagyrus loecki*, and its potential as a biological control agent of the Madeira mealybug, *Phenacoccus madeirensis* (Doctoral dissertation, University of Georgia).
Disponible en:
https://openscholar.uga.edu/search?ln=en&p=chong_juang_h_200505_phd.pdf
(Consultado 24 agosto 2025).
- Cloyd, R. (2012) Indirect effects of pesticides on natural enemies. In Pesticides-Advances in chemical and botanical pesticides. pp. 127–150. In: Pesticides -Advances in Chemical and Botanical Pesticides; Soundararajan, R. P. [ed.]. InTech; Rijeka, Croatia. 382 pgs. ISBN no. 978-953-51-0680-7.
<https://doi.org/10.5772/48649>
- Cura, M. S., Gençer, N. S. (2019) Side effects of azadirachtin on some important beneficial insects in laboratory. *Journal of Biological and Environmental Sciences*, 13 (37), 39–47.
- Delgado-Ortiz, J. C., López-López, H., Beltrán-Beache, M., Ochoa-Fuentes, Y. M., Cerna-Chávez, E., Castro del Ángel, E. (2023) Insecticidal effect of the methanolic extract of *Argemone mexicana* for the control of *Bactericera cockerelli* (Sulc.) (Hemiptera: Triozidae). *Revista Bio Ciencias*, 10.
<https://doi.org/10.15741/revbio.10.e1404>
- Do Nascimento, F. J., Diniz Filho, E. T., de Mesquita, L. X., de Oliveira, A. M., Pereira, T. F. C. (2008) Extractos vegetales en el control de plagas. *Revista Verde de Agroecologia e Desenvolvimento Sustentável*, 3 (3), 1–5.
- Espinoza-Lozano, L., Guerrero, S., Osborne, L. S., Leppla, N. C., Hodges, A. C., Giurcanu, M. C. (2018) Alternatives to a pyrethroid for controlling Madeira mealybug (Hemiptera: Pseudococcidae) on coleus cuttings. *Florida Entomologist*, 101 (3), 389–394.
<https://doi.org/10.1653/024.101.0316>
- Fox, J., Weisberg, S. (2019) *An R Companion to Applied Regression* (3rd ed.). Thousand Oaks, CA: Sage.
- Gutierrez, A. P., Daane, K. M., Ponti, L., Walton, V. M., Ellis, C. K. (2008) Prospective evaluation of the biological control of vine mealybug: refuge effects and climate. *Journal of Applied Ecology*, 45 (2), 524–536.
<https://doi.org/10.1111/j.1365-2664.2007.01356.x>
- Hall, D. G., Nguyen, R. (2010) Toxicity of pesticides to *Tamarixia radiata*, a parasitoid of the Asian citrus psyllid. *BioControl*, 55 (5), 601–611.
<https://doi.org/10.1007/s10526-010-9283-0>

- Hassan, S. A. (1992) Guidelines for testing the effects of pesticides on beneficial organisms. Descriptions of test methods. *Bull. IOBC/WPRS*, 15, 18–39.
Disponibile en:
https://www.openagrar.de/servlets/MCRFileNodeServlet/openagrar_derivate_00012677/1994_0063.pdf (consultado 15 abril 2025)
- Hýbl, M., Bohatá, A., Rádsetoulalová, I., Kopecký, M., Hoštičková, I., Vaníčková, A., Mráz, P. (2021) Evaluating the efficacy of 30 different essential oils against *Varroa destructor* and honey bee workers (*Apis mellifera*). *Insects*, 12 (11), 1045.
<https://doi.org/10.3390/insects12111045>
- Iannacone, J., Alvaríño, L., Guabloche, A., Ventura, K., Torre, M. L., Carhuapoma, M., Castañeda, L. (2017) Acute and chronic toxic effect of *Tagetes minuta* "Black Mint"(Asteraceae) and carbaril on six important entomophages in biological control. *The Biologist (Lima)*, 15 (1), 85–97.
- Isman, M. B. (2006) Botanical insecticides, deterrents, and repellents in modern agriculture and an increasingly regulated world. *Annual Review of Entomology*, 51 (1), 5–66.
<https://doi.org/10.1146/annurev.ento.51.110104.151146>
- Kilani-Morakchi, S., Morakchi-Goudjil, H., Sifi, K. (2021) Azadirachtin-based insecticide: Overview, risk assessments, and future directions. *Frontiers in Agronomy*, 3, 676208.
<https://doi.org/10.3389/fagro.2021.676208>
- Lenth, R. V. (2024) *Emmeans: Estimated Marginal Means, aka Least-Squares Means*. R package.
- Lisi, F., Siscaro, G., Biondi, A., Zappalà, L., Ricupero, M. (2025) Non-target effects of bioinsecticides on natural enemies of arthropod pests. *Current Opinion in Environmental Science & Health*, 45, 100624.
<https://doi.org/10.1016/j.coesh.2025.100624>
- Lou, Y. G., Zhang, G. R., Zhang, W. Q., Hu, Y., Zhang, J. (2013) Biological control of rice insect pests in China. *Biological Control*, 67 (1), 8–20.
<https://doi.org/10.1016/j.biocontrol.2013.06.011>
- Luna-Cruz, A., Lomeli-Flores, J. R., Rodríguez-Leyva, E., Tovar-Hernández, H., Vanegas-Rico, J. M., Murillo-Hernández, J. E. (2018) Toxicidad de un insecticida botánico sobre *Bombus impatiens*, *Apis mellifera*, *Chrysoperla carnea* y *Orius insidiosus*. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*, 9 (7), 1423–1433.
<https://doi.org/10.29312/remexca.v9i7.851>
- Lyons, D. B., Helson, B. V., Bouchier, R. S., Jones, G. C., McFarlane, J. W. (2003) Effects of azadirachtin-based insecticides on the egg parasitoid *Trichogramma minutum* (Hymenoptera: Trichogrammatidae). *The Canadian Entomologist*, 135 (5), 685–695.
<https://doi.org/10.4039/n02-113>
- Mendoza-García, E. E., Ortega-Arenas, L. D., Villanueva-Jiménez, J. A., Serrato-Cruz, M.A., López-Arroyo, J. I., Pérez-Pacheco, R. (2015) Compatibilidad de aceites de *Tagetes* con *Tamarixia radiata* para el control de *Diaphorina citri* (Hemiptera: Liviidae). En: Memoria del Congreso "Agricultura Sostenible: Armonía entre el hombre y la naturaleza". Aguascalientes, Aguascalientes, México. Noviembre 2025. 14 pp.
- Modafferi, A., Ricupero, M., Mostacchio, G., Latella, I., Zappala, L., Palmeri, V., Campolo, O. (2024) Bioactivity of *Allium sativum* essential oil-based nano-emulsion against *Planococcus citri* and its predator *Cryptolaemus montrouzieri*. *Industrial Crops and Products*, 208, 117837.
<https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2023.117837>

- Morgan, E. D. (2009) Azadirachtin, a scientific gold mine. *Bioorganic & Medicinal Chemistry*, 17 (12), 4096–4105.
<https://doi.org/10.1016/j.bmc.2008.11.081>
- Mossa, A. T. H. (2016) Green pesticides: Essential oils as biopesticides in insect-pest management. *Journal of Environmental Science and Technology*, 9 (5), 354–378.
<https://doi.org/10.3923/jest.2016.354.378>
- Ngegba, P. M., Cui, G., Khalid, M. Z., Zhong, G. (2022) Use of botanical pesticides in agriculture as an alternative to synthetic pesticides. *Agriculture*, 12 (5), 600.
<https://doi.org/10.3390/agriculture12050600>
- Noyes, J. S., Hayat, M. (1994) Oriental mealybug parasitoids of the Anagyrini (Hymenoptera: Encyrtidae). *Entomologia Experimentalis et Applicata* 76, 113–114.
<https://doi.org/10.1111/j.1570-7458.1995.tb01952.x>
- Pavela, R., Benelli, G. (2016) Essential oils as ecofriendly biopesticides? Challenges and constraints. *Trends in Plant Science*, 21 (12), 1000–1007.
<https://doi.org/10.1016/j.tplants.2016.10.005>
- Plata-Rueda, A., Martínez, L. C., Dos Santos, M. H., Fernandes, F. L., Wilcken, C. F., Soares, M. A., Serrao, J. E., Zanuncio, J. C. (2017) Insecticidal activity of garlic essential oil and their constituents against the mealworm beetle, *Tenebrio molitor* Linnaeus (Coleoptera: Tenebrionidae). *Scientific Reports*, 7 (1), 46406.
<https://doi.org/10.1038/srep46406>
- R Core Team (2023). R: A language and environment for statistical computing. Vienna, Austria: R Foundation for Statistical Computing.
Disponible en: <https://www.R-project.org/>. (consultado 10 noviembre 2026)
- Rampelotti-Ferreira, F. T., Coelho Jr, A., Parra, J. R. P., Vendramim, J. D. (2017) Selectivity of plant extracts for *Trichogramma pretiosum* Riley (Hym.: Trichogrammatidae). *Ecotoxicology and Environmental Safety*, 138, 78–82.
<https://doi.org/10.1016/j.ecoenv.2016.12.026>
- Ribeiro, A.V., Holle, S. G., Hutchison, W. D., Koch, R. L. (2021) Lethal and sublethal effects of conventional and organic insecticides on the parasitoid *Trissolcus japonicus*, a biological control agent for *Halyomorpha halys*. *Frontiers in Insect Science*, 1, 685755.
<https://doi.org/10.3389/finsc.2021.685755>
- Saber, M., Hejazi, M. J., Hassan, S. A. (2004) Effects of azadirachtin/Neemazal on different stages and adult life table parameters of *Trichogramma cacoeciae* (Hymenoptera: Trichogrammatidae). *Journal of Economic Entomology*, 97 (3), 905–910.
<https://doi.org/10.1093/jee/97.3.905>
- Saddiq, B., Shad, S. A., Khan, H. A. A., Aslam, M., Ejaz, M., Afzal, M. B. S. (2014) Resistance in the mealybug *Phenacoccus solenopsis* Tinsley (Homoptera: Pseudococcidae) in Pakistan to selected organophosphate and pyrethroid insecticides. *Crop Protection*, 66, 29–33.
<https://doi.org/10.1016/j.cropro.2014.08.006>
- Santos, M. S., Zanardi, O. Z., Pauli, K. S., Forim, M. R., Yamamoto, P. T., Vendramim, J. D. (2015) Toxicity of an azadirachtin-based biopesticide on *Diaphorina citri* Kuwayama (Hemiptera: Liviidae) and its ectoparasitoid *Tamarixia radiata* (Waterston) (Hymenoptera: Eulophidae). *Crop Protection*, 74, 116–123.
<https://doi.org/10.1016/j.cropro.2015.04.015>

- SENASICA (Servicio Nacional de Sanidad, Inocuidad y Calidad Agroalimentaria). (2016) Cochinilla rosada del hibisco (*Maconellicoccus hirsutus* Green). Dirección General de Sanidad Vegetal- Programa de Vigilancia Epidemiológica Fitosanitaria. Ficha Técnica. 6: 26.
Disponible en:
https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/152888/Ficha_Tcnica_Cochinilla_rosada_EPF_2016.pdf (consultado 16 septiembre 2025)
- Shannag, H. K., Capinera, J. L. (2018) Comparative effects of two novel betaproteobacteria based insecticides on *Myzus persicae* (Hemiptera: Aphididae) and *Phenacoccus madeirensis* (Hemiptera: Pseudococcidae). *Florida Entomologist*, 101 (2), 212–218.
<https://doi.org/10.1653/024.101.0209>
- Shankarganesh, K., Ricupero, M., Sabtharishi, S. (2022) Field evolved insecticide resistance in the cotton mealybug *Phenacoccus solenopsis* and its direct and indirect impacts on the endoparasitoid *Aenasius arizonensis*. *Scientific Reports*, 12 (1), 16764.
<https://doi.org/10.1038/s41598-022-20779-3>
- Sombra, K. E. S., Pastori, P. L., Aguiar, C. V. S. D., André, T. P. P., Oliveira, S. J. D., Barbosa, M. G., Pratisoli, D. (2022) Selectivity of essential oils to the egg parasitoid *Trichogramma pretiosum* Riley (Hymenoptera: Trichogrammatidae). *Revista Ciência Agronômica*, 53, e20207789.
<https://doi.org/10.5935/1806-6690.20220022>
- Souto, A. L., Sylvestre, M., Tölke, E. D, Tavares, J. F., Barbosa-Filho, J. M., Cebrián-Torrejón, G. (2021) Plant-derived pesticides as an alternative to pest management and sustainable agricultural production: Prospects, applications and challenges. *Molecules*, 26 (16), 4835.
<https://doi.org/10.3390/molecules26164835>
- Stansly, P. A., Liu, T. X. (1997) Selectivity of insecticides to *Encarsia pergandiella* (Hymenoptera: Aphelinidae), an endoparasitoid of *Bemisia argentifolii* (Hemiptera: Aleyrodidae). *Bulletin of Entomological Research*, 87 (5), 525–531.
<https://doi.org/10.1017/S0007485300041390>
- Stapel, J. O., Cortesero, A. M., Lewis, W. J. (2000) Disruptive sublethal effects of insecticides on biological control: altered foraging ability and life span of a parasitoid after feeding on extrafloral nectar of cotton treated with systemic insecticides. *Biological Control*, 17(3), 243–249.
<https://doi.org/10.1006/bcon.1999.0795>
- Trombin de Souza, M., Trombin de Souza, M., Bernardi, D., Oliveira, D. D. C., Morais, M. C., de Melo, D. J., Richardi, V. S., Zarbin, G. P. H., Zawadneak, M. A. C. (2022) Essential oil of *Rosmarinus officinalis* ecotypes and their major compounds: insecticidal and histological assessment against *Drosophila suzukii* and their impact on a nontarget parasitoid. *Journal of Economic Entomology*, 115 (4), 955–966.
<https://doi.org/10.1093/jee/toab230>
- Wäschke, N., Meiners, T., Rostás, M. (2013) Foraging strategies of parasitoids in complex chemical environments. *Chemical Ecology of Insect Parasitoids*, John Wiley & Sons, Ltd., Chichester, UK. 37–63.
<https://doi.org/10.1002/9781118409589.ch3>
- Williams, D. J., Granara de Willink, M. C. (1992) Mealybugs of Central and South America. *Annals of the Entomological Society of America*, 87, 487.
<https://doi.org/10.1093/aesa/87.4.487>

- Yu, S. J., Hsu, E. L. (1993) Induction of detoxification enzymes in phytophagous insects: role of insecticide synergists, larval age, and species. *Archives of Insect Biochemistry and Physiology*, 24(1), 21–32.
<https://doi.org/10.1002/arch.940240103>