

Estudio de expresión enzimática detoxificante de poblaciones de *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Hemiptera: Aleyrodidae) provenientes del cultivo de melón de la Comarca Lagunera, México

Detoxifying enzymatic expression study of *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Hemiptera: Aleyrodidae) populations from melon crops in the Comarca Lagunera, Mexico

Juan Carlos Carrillo-Aguilera¹ , Ernesto Cerna-Chávez^{1*} , Yisa María Ochoa-Fuentes¹ ,
Rocío de Jesús Díaz-Aguilar² 

¹ Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro, Departamento de Parasitología Agrícola, 25315, Buenavista, Saltillo, Coahuila, México.

² Estancia Posdoctoral SECIHTI, Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro, Departamento de Parasitología, 25315, Buenavista, Saltillo, Coahuila, México.

*Autor para correspondencia: jabaly1@yahoo.com

RESUMEN

Fecha de recepción:

26 de marzo de 2025

Fecha de aceptación:

3 de mayo de 2025

Disponible en línea:

20 de diciembre de 2025

Este es un artículo en acceso abierto que se distribuye de acuerdo a los términos de la licencia Creative Commons.



Reconocimiento-

NoComercial-

CompartirIgual 4.0

Internacional

(CC BY-NC-SA 4.0)

PALABRAS CLAVE

Insecticidas, melón, resistencia, mosca blanca.

ABSTRACT

In the Comarca Lagunera region of Mexico, the whitefly [*Bemisia tabaci* (Gennadius) (Hemiptera: Aleyrodidae)] is a primary pest of melon crops. Through feeding, it causes physiological disorders, transmits phytopathogenic viruses, and excretes honeydew onto foliage and fruits. Its control relies on neonicotinoid, pyrethroid, and organophosphate insecticides; however, these can lead to resistance due to selection pressure. The detoxifying enzymes analyzed include glutathione S-transferases, oxidases, acetylcholinesterase, and esterases. Therefore, the objective of this study was to determine the detoxifying enzymes present in whitefly populations from Matamoros, Gómez Palacio, Tlahualilo, Ceballos, and a susceptible reference population (BT-PAR). The results showed that the populations from Tlahualilo and Ceballos exhibited high levels of α esterase, β esterase, oxidases, GST, and AchE. In contrast, the Matamoros population showed higher expression of oxidases, while the Esmeralda population did not display significant levels of detoxifying enzymes.

KEYWORDS

Insecticides, melon, resistance, whitefly.

INTRODUCCIÓN

México ocupa la posición número 11 a nivel mundial en producción de melón con un valor de 648,541 toneladas (Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera, 2024). La Comarca Lagunera es la principal zona productora a nivel nacional al aportar el 25 % de la producción, esta región comprende los municipios de Matamoros, Viesca, Mapimí, Tlahualilo y Gómez Palacio, en los estados de Coahuila y Durango (Espinoza-Arellano et al., 2019). Durante 2005-2015, se estableció en esta zona una superficie de 9,653 ha de cultivos hortícolas por año, predominando el del melón (Esquivel-Valenzuela et al., 2019). Este cultivo es afectado por diferentes plagas, destacando a *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Hemiptera: Aleyrodidae) que es una de las más destructivas en cultivos hortícolas (Gill y Chong, 2021). Ocasiona daños al alimentarse y es un importante transmisor de virus fitopatógenos (Campolo et al., 2014; Food and Agriculture Organization of the United Nations, 2016), siendo vector de Begomovirus, Ipomovirus, Crinivirus, Carlavirus y Torradovirus, los cuales causan deformaciones y enrollamientos foliares (Gilbertson et al., 2015). En la Comarca Lagunera las pérdidas ocasionadas por *B. tabaci* varían entre el 30 % y 40 % de la producción de melón (Nava-Camberos y Cano-Ríos, 2000).

El control de *B. tabaci* depende en gran medida de insecticidas; tal es el caso del grupo químico de los neonicotinoides, sin embargo, la aplicación excesiva de productos químicos ha traído como consecuencia el desarrollo de resistencia de esta especie a un gran grupo de insecticidas (Maffini et al., 2024). Dicha resistencia se relaciona con el aumento de los niveles de enzimas detoxificativas como glutatión S-transferasas (GST), monooxigenasas (citocromo P-450) y esterasas (Tiwari et al., 2011).

Las enzimas GST son de suma importancia por su actividad enzimática en la fase II, ya que catalizan la conjugación del tripéptido glutatión en los centros electrofílicos de los xenobióticos, con la intención de transformarlos en compuestos menos tóxicos (Rosli et al., 2024). La mutación del sitio objetivo del insecticida puede originar resistencia a una amplia gama de insecticidas (Sakthivel et al., 2022). Sin embargo, las monooxigenasas (citocromo P-450) están implicadas en el metabolismo de compuestos endógenos y exógenos en los cuales están involucrados los plagui-

cidas. En el caso de los insectos en los órdenes Diptera, Lepidoptera y Coleoptera, el citocromo P-450 está relacionado en posibles casos de resistencia a hormonas y plaguicidas sintéticos como los organoclorados, organofosforados, carbamatos y piretroides (French Pacheco et al., 2013). El objetivo del presente estudio fue determinar la expresión enzimática detoxificante de poblaciones de *B. tabaci* en municipios productores de melón en la Comarca Lagunera.

MATERIALES Y MÉTODOS

Para el desarrollo del experimento se utilizaron cuatro poblaciones de campo y una colonia susceptible (BT-PAR) de *B. tabaci*. Para BT-PAR se recolectaron ninfas en los terrenos del Bajío de la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro (UAAA), Saltillo, Coahuila, México, y se mantuvieron libres de presión de selección de insecticidas por 2 años. Según lo reportado por Zhao et al. (2010), para la obtención de colonias susceptibles es necesario reproducir los insectos durante 300 generaciones para disminuir o eliminar los alelos de resistencia en cada generación. La población se desarrolló sobre plantas de melón y tomate según la estación de año, bajo condiciones controladas en el invernadero de Parasitología Agrícola, a una temperatura de 27 ± 8 °C, 60 % de humedad relativa y 12:12 L:O.

Las poblaciones de campo se obtuvieron de la recolección de foliolos de melón en las regiones de Matamoros, Esmeralda, Tlahualilo y Ceballos, en la Comarca Lagunera. Las muestras fueron trasladadas a invernadero bajo las mismas condiciones que la población susceptible, sin embargo, se utilizaron antes de que pasara la primera generación (F1), las ninfas se trasladaron en tubos Eppendorf con alcohol al 70 % al Laboratorio de Toxicología de la UAAA para su análisis.

Determinación de proteína

Para la determinación de la proteína se utilizó la metodología descrita por Bradford (1976) y modificada por Brogdon (1984) y Brogdon y Barber (1987), colocando en tubos Eppendorf 50, 100, 150, 200 y 250 ninfas de *B. tabaci* con tres repeticiones cada una; posteriormente se añadieron en cada tubo 500 µl de búfer fosfato de potasio (KPO4) a 0.05 M y 7.2 pH, a continuación, la muestra fue triturada y se aforó a 1,000 µl con el búfer KPO4.

En una microplaca de 96 cavidades se agregaron 20 μ l de homogenato, 80 μ l de suspensión búfer y 200 μ l de colorante Fast-Blue Kit-II (Bio-Rad Laboratories, California, Estados Unidos), esto por triplicado para cada repetición. Las lecturas de absorbancia, fueron tomadas con filtro de 630 nm. Posteriormente se calcularon valores de μ g ml⁻¹ usando diferentes concentraciones de albúmina sérica bovina para nuestra curva estándar. Obteniendo que el homogenato de 150 ninfas fue el que dio los resultados de proteína dentro del rango (80 μ g a 120 μ g).

Niveles enzimáticos

En cuanto a la determinación enzimática de α esterasas y β esterasas, se utilizó la metodología de Brogdon y Dickinson (1983), colocando en una microplaca de 96 cavidades 100 μ l de homogenato (150 insectos) más 100 μ l de sustrato α -naftil acetato para α -esterasas y β -naftil acetato para β esterasas, esto se incubó por 10 minutos y se agregó 100 μ l del colorante Fast-Blue Kit-II (Bio-Rad Laboratories, California, Estados Unidos), después se incubó por dos minutos y la lectura de absorbancias se realizó con un filtro de 540 nm. Los niveles de oxidases se determinaron con el método de Brogdon et al. (1997), agregando 100 μ l de homogenato más 200 μ l de 3,3',5,5' - dihidrocloruro de tetrametilbenzidina (TBMZ), como colorante se utilizaron 25 μ l de peróxido de hidrogeno (H₂O₂) al 3 %, la placa se incubó por cinco minutos para posteriormente realizar la lectura de absorbancias con un filtro de 630 nm.

Para el caso de glutatión S-transferasas (GST), se realizó a través del procedimiento descrito por Brogdon y Barber (1990), para lo cual se colocaron 100 μ l de homogenato más 100 μ l de sustrato Glutatión reducido y 100 μ l del colorante 1-cloro-2,4'-dinitrobenzeno (CDNB). Se realizaron dos lecturas de absorbancias en los tiempos cero (T₀) y cinco (T₅) a través de un filtro de 340 nm, la diferencia entre T₅ y T₀ se utilizó para el análisis estadístico. Para la enzima acetilcolinesterasa, se utilizó la metodología de Brogdon (1988), se agregaron 100 μ l de homogenato más 100 μ l de acetilcolina yodada 3 mM y 100 μ l de ácido 5,5'-dithio-bis-2-nitrobenzoico (DTNB), para la lectura de absorbancias se utilizó un filtro de 414 nm, tomando dos lecturas, T₀ y T_{10'}, considerando la diferencia entre estas para el análisis de resultados.

Análisis de resultados

Con los resultados obtenidos de las lecturas de absorbancias, se elaboró una distribución de frecuencias y se tomó como umbral de resistencia el valor más alto de la media encontrada en la población susceptible (BT-PAR). El porcentaje de resistencia se determinó con el número de medias que superaron el valor más alto de la colonia susceptible. Estas medias se catalogaron según lo propuesto por Montella et al. (2007) con ligeras modificaciones: 0-5 % "inalterado", 6-30 % "incipiente-mente alterado", 31-50 % "moderadamente alterado", 51-75 % "alterado" y, por último, > 76 % como "muy alterado". La variación enzimática de las poblaciones se obtuvo mediante un análisis de varianza y una prueba de comparación de medias Tukey ($p = 0.05$) con el software Statistical Analysis System versión 9.0.

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

De acuerdo con los valores de proteína requeridos (80-120 μ g), la determinación de las enzimas se alcanzó utilizando 150 ninfas de *B. tabaci* de segundo y tercer estadio. En el Cuadro 1 se presentan los resultados de las absorbancias enzimáticas obtenidas en la colonia susceptible. En relación con las α -EST, las enzimas que mostraron los niveles de absorbancia más altos en nuestro estudio (1.234) superan a lo reportado por Balkan y Kara (2020), quienes reportan una absorbancia de 0.856 en su colonia susceptible. Por otra parte, para las β EST Carnero Avilés et al. (2021) reportan una media de 1.592, la cual es superior a lo reportado en esta investigación, 1.164. Para el caso de GST, nuestro valor es inferior a lo reportado por Dawood (2016), quien obtuvo un valor de 6.13 en su colonia susceptible. Finalmente, las enzimas oxidadas y AChE fueron las que presentaron los valores más bajos (Cuadro 1).

En cuanto a las colonias de campo, para la enzima α esterasa (Cuadro 1), la población Tlahualilo presentó la mayor expresión enzimática con valor medio de 2.990, a diferencia de las otras tres poblaciones que presentaron valores similares con rangos de 1.860 a 1.174. Al respecto, Balkan y Kara (2020) reportan un valor de 1.332 para esta enzima, que es menor a lo reportado en esta investigación. Por otro lado, Dawood (2016) obtuvo una media de 176.10 en una población del cultivo de col. Al igual que Zidan et

Cuadro 1. Niveles enzimáticos y desviación estándar de α y β esterasas, Oxidasas, GST y AChE en poblaciones de campo y colonia susceptible de *B. tabaci*, La Laguna, México.

Población	Abs ± S.D. *				
	α Esterasa	β Esterasa	Oxidasa	GST	AChE
BT-PAR	1.234 ± 0.184 c	1.164 ± 0.150 c	0.267 ± 0.041 c	1.091 ± 0.143 c	0.815 ± 0.096 c
Matamoros	1.174 ± 0.146 c	1.574 ± 0.221 b	0.521 ± 0.101 a	1.379 ± 0.202 b	1.122 ± 0.165 a
Esmeralda	1.677 ± 0.126 b	0.852 ± 0.209 c	0.310 ± 0.056 c	1.223 ± 0.131 c	0.854 ± 0.089 c
Tlahualilo	2.990 ± 1.003 a	3.077 ± 0.970 a	0.366 ± 0.061 b	1.651 ± 0.238 a	1.13 ± 0.144 a
Ceballos	1.860 ± 0.555 b	2.745 ± 0.560 a	0.374 ± 0.062 b	1.696 ± 0.257 a	0.924 ± 0.053 b

* Valores con distinta letra son estadísticamente diferentes ($P \leq 0.05$); Abs: absorbancias; S.D.: desviación estándar.

al. (2022), quienes también encontraron niveles altos de expresión enzimática (172.31).

Para la enzima β esterasa, la población Tlahualilo también presentó la mayor expresión con un valor de 3.077, a comparación de la población Ceballos con 2.745, y de la población Esmeralda con 0.852. Estos valores son inferiores a lo reportado por Carnero Avilés et al. (2021) quienes reportan una media de 3.539, por otra parte, Cerna Chávez et al. (2015) encontraron una media de 2.23.

Las enzimas oxidadas fueron las que obtuvieron una expresión significativa en la población Matamoros con una media de 0.521, lo anterior difiere con lo reportado por Roy et al. (2022), quienes obtuvieron una media de 23.37 en la población TMX-SEL de *B. tabaci*. De igual manera, Mahalanobish et al. (2022) confirmaron un aumento enzimático de oxidadas en poblaciones de *B. tabaci*, obteniendo una media de 23.83. Al respecto, Wang et al. (2020) comprobaron el aumento en la actividad de la enzima monooxigenasa P450 con una media de 20.77.

En las zonas de muestreo Tlahualilo y Ceballos, se obtuvieron los valores más altos de la enzima GST (Cuadro 1), con absorbancias de 1.651 y 1.696, respectivamente, diferente a lo reportado por Shaurub et al. (2016), quienes obtuvieron una media de 29.25 de la enzima GST. Por otra parte, Rajna et al. (2024) mencionan que, después de evaluar los niveles enzimáticos de GST en *B. tabaci* procedente de algodonero, se obtuvo la mayor cantidad de esta enzima con una media de 1.84, similar a lo reportado en la población Ceballos (1.696).

La población Matamoros fue la que presentó el mayor valor de absorbancia con una media de 1.122 para la enzima AChE, seguida de la población Tlahualilo con una media de 1.13. El resto de las poblaciones al igual que el testigo se comportaron de manera

similar. Estos valores difieren con lo reportado por Hassan et al. (2020), quienes obtuvieron una media de 10.28 en la población Qalubia.

Para las enzimas α y β esterasa, las poblaciones de Ceballos y Tlahualilo obtuvieron los valores más altos, según lo reportado por Esquivel-Valenzuela et al. (2020), el melón es el principal cultivo que se establece en Tlahualilo y el plaguicida mayormente utilizado (tebuconazol) corresponde al grupo de los organofosforados. Al respecto, Erdogan et al. (2008), mencionan que la acción de las esterasas se puede relacionar con el uso excesivo de organofosforados y piretroides, los cuales son insecticidas con mucho tiempo en el mercado. Lo anterior corrobora lo establecido por Erdogan et al. (2024), quienes relacionan la actividad de estas enzimas a los ingredientes activos clorpirifos-etilo e imidacloprid en la población Saricakaya 2, tratada con estos insecticidas.

La población de Matamoros presentó los niveles más altos de oxidadas. En esos huertos se realizan pocas o nulas rotaciones de plaguicidas, teniendo como base para el control de esta plaga el grupo químico de los neonicotinoides (Observación personal), lo cual explica el aumento de las enzimas. Lo anterior coincide con Wang et al. (2020), quienes observaron un aumento de la enzima monooxigenasa P450 en la población XY tratada con el neonicotinóide flupyradifurone, corroborando las similitudes que existen entre las enzimas oxidadas y los neonicotinoides.

Para las GST, las poblaciones de Tlahualilo y Ceballos presentaron la mayor expresión en esta enzima, de acuerdo con lo reportado por Vargas-González et al. (2016) los ingredientes activos más utilizados en la región son mancozeb y carbofurán (carbamatos); sin embargo, mencionan que estos productos no se utilizan con las dosis recomendadas por el fabricante, ya que algunos productores disminuyen

o incrementan las dosis de aplicación. Al respecto Shaurub et al. (2016) comentan que el aumento de esta enzima en *B. tabaci* está relacionado con el uso desmedido de piretroides y carbamatos. La enzima GST proporciona a los insectos resistencia a través del metabolismo directo o el secuestro de los ingredientes activos, además que puede protegerlos contra el estrés oxidativo que generan los modos de acción como moduladores de canales de sodio (piretroides) e inhibidores de la AChE (carbamatos) (Insecticide Resistance Action Committee, s. f.; Pavlidi et al. 2018).

La enzima AChE presentó un aumento significativo en la población Tlahualilo, mientras que la población Matamoros se comportó de manera similar. Al respecto Vargas-González et al. (2019) mencionan el uso de ingredientes activos como metamidofós, dimetoato y carbofurán en dichas regiones, los cuales pertenecen a los grupos toxicológicos carbamatos y organofosforados. De acuerdo con lo anterior, Hassan et al. (2020) mencionan una alta expresión enzimática de AChE en la población Qalubia, la cual fue tratada con malatión (carbamato), teniendo como resultado, expresiones enzimáticas altas de la GST. En relación a los resultados obtenidos, Lagunes-Tejeda et al. (2023) mencionan que en el país los monocultivos abarcan grandes áreas, y para el control de las plagas se utilizan ingredientes químicos que pueden generar resistencia debido al uso repetitivo e inadecuado de las dosis recomendadas, disminuyendo con ello las opciones de control disponibles en el mercado.

En el Cuadro 2, se presentan las frecuencias de resistencia (FR) de *B. tabaci* en poblaciones de melón de La Comarca Lagunera, clasificadas según lo propuesto por Montella et al. (2007). La población Tlahualilo presentó mayores niveles de resistencia para la enzima α esterasa con un FR de 80 % en comparación con la colonia susceptible, lo cual se considera como una población muy alterada. A diferencia de las poblaciones Esmeralda y Ceballos, las cuales, por sus frecuencias de resistencia,

están clasificadas como alteradas, mientras que la población Matamoros no presentó expresión detoxificante para esta enzima. Al respecto, Salehi-Sedeh et al. (2020) atribuyen la posibilidad de que las P450s estén implicadas en la resistencia a los neonicotinoides (producto más utilizado en esta población) al tener aumentos de hasta dos y tres veces en la actividad detoxificante para estas enzimas sobre la colonia susceptible.

Para las β esterasas, todas las poblaciones son consideradas como muy alteradas, debido a que presentan valores por arriba de 76 %, a excepción de la población Esmeralda, que se clasifica como inalterada con una FR de 0 %. Las poblaciones de Tlahualilo, Matamoros y Ceballos son similares a lo reportado por Carnero Avilés et al. (2021), quienes registran un FR del 100 % en una población de campo de *B. tabaci* sobre cultivos de solanáceas tratados con organofosforados, piretroides y neonicotinoides, considerándose a esta población como muy alterada.

En las enzimas oxidadas, la población Matamoros fue la que presentó la mayor FR (100 %), considerándose como muy alterada, seguida por la población de Tlahualilo (50 %) y la de Ceballos (46.66 %), estimadas como moderadamente alterada y, posteriormente, la población Esmeralda con un 13.33 % como incipientemente alterada. Estos resultados son mayores a los reportados por Zhou et al. (2021), quienes anotaron un FR de 1.19 % en poblaciones de mosquita blanca.

Para las enzimas GST, las poblaciones Tlahualilo y Ceballos obtuvieron las mayores FR (88.8 % y 85.18 %, respectivamente), consideradas como muy alteradas. La población Matamoros se determina como alterada con una FR de 55.55 %. Sin embargo, la población Esmeralda fue catalogada como incipientemente alterada con una FR de 14.81 %. Estos resultados son superiores a lo obtenido por Asghar et al. (2024), quienes reportan un FR de 3.83 %, en una población de Pakistán, mencionando que esta enzima detoxificante es la que se expresa en mayor proporción para *B. tabaci*.

Cuadro 2. Frecuencias de resistencia en poblaciones de *B. tabaci* en el cultivo de melón de La Comarca Lagunera, México.

Población	α Esterasa	β Esterasa	Oxidasa	GST	AChE
Matamoros	0.00a	80.00e	100.00e	55.55d	70.37e
Esmeralda	73.33d	0.00a	13.33b	14.81b	7.40b
Tlahualilo	80.00e	80.00e	46.66c	88.88e	81.48e
Ceballos	53.55d	100.00e	50.00c	85.18e	3.70a

Distribución propuesta por Montella et al. (2007): a = inalterado, b = incipientemente alterado, c = moderadamente alterado, d = alterado, e = muy alterado.

Finalmente, para la enzima AChE, la población Tlahualilo presentó la mayor FR (81.48 %), por lo cual es considerada como muy alterada. Sin embargo, la población Matamoros registró una FR de 70.37 %, estimada como alterada, mientras que las poblaciones Esmeralda y Ceballos fueron las que presentaron las FR más bajas (7.40 % y 3.70 % respectivamente), las cuales son consideradas como incipientemente alterada e inalterada, respectivamente. Los FR de la presente investigación fueron superiores a los reportados por Carnero Avilés et al. (2021), quienes reportan FR de 0 % en *B. tabaci* en solanáceas en Sinaloa, México. Por lo que en función al tipo de productos que se utilizan en la región de Tlahualilo (carbamatos y piretroides), estos resultados son esperados al obtener altos niveles de esta enzima. Mientras que, para la población Matamoros al no ser expuesta a estos productos, presentó un aumento significativo de esta enzima. Al respecto Vargas-González et al. (2019) mencionan que los ingredientes activos carbofurán y endosulfán, fueron utilizados por mucho tiempo en esta región donde causaron fuertes impactos adversos en esta zona antes de la llegada de los neonicotinoides, lo cual explica una posible expresión enzimática hereditaria hacia la AChE en esta población.

CONCLUSIONES

En la Comarca Lagunera, México, las poblaciones de *B. tabaci* presentaron altos niveles de enzimas detoxificativas, particularmente las Poblaciones de Tlahualilo y Ceballos para las cinco enzimas analizadas. Mientras que la población Matamoros presentó la mayor expresión de las enzimas oxidadas. Por su parte, la población de Esmeralda no presentó niveles significativos de resistencia. Estos niveles de expresión coinciden con los insecticidas que se usan para cada zona. Por lo anterior, se sugiere implementar la rotación de insecticidas de diferentes grupos toxicológicos, así como una campaña de divulgación para evitar que este fenómeno siga intensificándose y, al mismo tiempo, no tener un impacto ambiental adverso, los cuales en un futuro llegarán a tener repercusiones en los costos de producción.

AGRADECIMIENTOS

Los autores agradecen al SECIHTI y a la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro por el financia-

miento otorgado y las instalaciones asignadas donde se llevó a cabo la presente investigación científica.

LITERATURA CITADA

- Asghar, S., Asrar, M., Hussain, D., Saleem, M., & Jabeen, F. (2024). Study of detoxification enzymes in whitefly population collected from four districts of Punjab, Pakistan. *ResearchSquare*, 1-16. <https://doi.org/10.21203/rs.3.rs-2941909/v1>
- Balkan, T., & Kara, K. (2020). Neonicotinoid resistance in adults and nymphs of *Bemisia tabaci* (Genn., 1889) (Hemiptera: Aleyrodidae) populations in tomato fields from Tokat, Turkey. *Turkish Journal of Entomology*, 44(3), 319-331. <https://doi.org/10.16970/entoted.650742>
- Bradford, M. M. (1976). A rapid and sensitive method for the quantitation of microgram quantities of protein utilizing the principle of protein-dye binding. *Analytical Biochemistry*, 72(1-2), 248-254. [https://doi.org/10.1016/0003-2697\(76\)90527-3](https://doi.org/10.1016/0003-2697(76)90527-3)
- Brogdon, W. G. (1984). Mosquito protein microassay. I. Protein determinations from small portions of single-mosquito homogenates. *Comparative Biochemistry and Physiology part B: Biochemistry and Molecular Biology*, 79(3), 457-459. [https://doi.org/10.1016/0305-0491\(84\)90405-x](https://doi.org/10.1016/0305-0491(84)90405-x)
- Brogdon, W. G. (1988). Microassay of acetylcholinesterase activity in small portions of single mosquito homogenates. *Comparative Biochemistry and Physiology Part C: Pharmacology & Toxicology*, 90(1), 145-150. [https://doi.org/10.1016/0742-8413\(88\)90110-7](https://doi.org/10.1016/0742-8413(88)90110-7)
- Brogdon, W. G., & Barber, A. M. (1987). Microplate assay of acetylcholinesterase inhibition kinetics in single-mosquito homogenates. *Pesticide Biochemistry and Physiology*, 29(3), 252-259. [https://doi.org/10.1016/0048-3575\(87\)90155-6](https://doi.org/10.1016/0048-3575(87)90155-6)
- Brogdon, W. G., & Barber, A. M. (1990). Microplate assay of glutathione s-transferase activity for resistance detection in single-mosquito triturations. *Comparative Biochemistry and Physiology part B: Biochemistry and Molecular Biology*, 96(2), 339-342. [https://doi.org/10.1016/0305-0491\(90\)90385-7](https://doi.org/10.1016/0305-0491(90)90385-7)
- Brogdon, W. G., & Dickinson, C. M. (1983). A microassay system for measuring esterase activity and protein concentration in small samples and in high-pressure liquid chromatography eluate fractions.

- Analytical Biochemistry*, 131(2), 499-503. [https://doi.org/10.1016/0003-2697\(83\)90204-x](https://doi.org/10.1016/0003-2697(83)90204-x)
- Brogdon, W. G., McAllister, J. C., & Vulule, J. (1997). Heme peroxidase activity measured in single mosquitoes identifies individuals expressing an elevated oxidase for insecticide resistance. *Journal of the American Mosquito Control Association*, 13(3), 233-237.
- Campolo, O., Chiera, E., Malacrino, A., Laudani, F., Fontana, A., Albanese, G. R., & Palmeri, V. (2014). Acquisition and transmission of selected CTV isolates by *Aphis gossypii*. *Journal of Asia-Pacific Entomology*, 17(3), 493-498. <https://doi.org/10.1016/j.aspen.2014.04.008>
- Carnero Avilés, L., Cerna Chávez, E., Rodríguez Rodríguez, J. F., Beltrán Beache, M., Ochoa Fuentes, Y. M., & Velarde Félix, S. (2021). Quantification of enzymes related to insecticide resistance in *Bemisia tabaci* from the state of Sinaloa. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*, 12(1), 79-90. <https://doi.org/10.29312/remexca.v12i1.2504>
- Cerna Chávez, E., Martínez Martínez, Y., Landeros Flores, J., Hernández Bautista, O., & Ochoa Fuentes, Y. (2015). Efecto de plantas hospederas en la inducción enzimática detoxificativa de *Bemisia tabaci* (Gennadius). *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*, 6(1), 223-229. <https://doi.org/10.29312/remexca.v6i1.752>
- Dawood, A. I. (2016). Monitoring resistance in the Whitefly *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) to the efficiency of three insecticides in relation to some detoxification enzymes. *Egyptian Academic Journal of Biological Sciences, F. Toxicology & Pest Control*, 8(1), 21-28. <https://doi.org/10.21608/eajbsf.2016.17130>
- Erdogan, C., Moores, G. D., Gurkan, M. O., Gorman, K. J., & Denholm, I. (2008). Insecticide resistance and biotype status of populations of the tobacco whitefly *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) from Turkey. *Crop Protection*, 27(3-5), 600-605. <https://doi.org/10.1016/j.cropro.2007.09.002>
- Erdogan, C., Toprak, U., & Gurkan, M. O. (2024). Biochemical and molecular analyses of insecticide resistance in greenhouse populations of *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) in Türkiye. *Phytoparasitica*, 52, 41. <https://doi.org/10.1007/s12600-024-01155-5>
- Espinosa-Arellano, J. de J., Orona-Castillo, I., Guerrero-Ramos, L. A., Molina-Morejón, V. M., & Ramírez-Quiroga, E. C. (2019). Análisis del financiamiento, comercialización y rentabilidad del cultivo del melón con enfoque de "siembras por etapas" en la Comarca Lagunera de Coahuila, México. *CienciaUAT*, 13(2), 71-82. <https://doi.org/10.29059/cienciauat.v13i2.1054>
- Esquivel-Valenzuela, B., Cueto-Wong, J. A., Valdez-Cepeda, R. D., Pedroza-Sandoval, A., Trejo-Calzada, R., & Pérez-Veyna, Ó. (2019). Prácticas de manejo y análisis de riesgo por el uso de plaguicidas en la comarca lagunera, México. *Revista Internacional de Contaminación Ambiental*, 35(1), 25-33. <https://doi.org/10.20937/rica.2019.35.01.02>
- Food and Agriculture Organization of the United Nations. (2016). *Protocolos de diagnóstico para las plagas reglamentadas*. FAO.
- French Pacheco, L., Rodríguez Coto, M. M., Bisset Lazcano, J. A., Leyva, Y. R., Gutiérrez Bugallo, G., & Fuentes López, I. (2013). Actividad incrementada de las enzimas citocromo P450 monooxigenasas en cepas cubanas de *Aedes aegypti* de referencia, resistentes a insecticidas. *Revista Cubana de Medicina Tropical*, 65(3), 328-338.
- Gilbertson, R. L., Batuman, O., Webster, C. G., & Adkins, S. (2015). Role of the insect supervectors *Bemisia tabaci* and *Frankliniella occidentalis* in the emergence and global spread of plant viruses. *Annual Review of Virology*, 2, 67-93. <https://doi.org/10.1146/annurev-virology-031413-085410>
- Gill, G. S., & Chong, J. H. (2021). Efficacy of selected insecticides as replacement for neonicotinoids in managing sweetpotato whitefly on poinsettia. *HortTechnology*, 31(6), 745-752. <https://doi.org/10.21273/HORTTECH04853-21>
- Hassan, R. M., AbouYousef, H. M., Haggag, K. H., & Riad, B. Y. (2020). Evaluation of enzymes role in insecticides resistance mechanism of *Bemisia tabaci* (Gennadius) from seven governorates of Egypt. *Plant Archives*, 20(1), 565-573.
- Insecticide Resistance Action Committee. (s. f.). *Modes de action*. <https://irac-online.org/mode-of-action/classification-online/>
- Lagunes-Tejeda, A., Rodríguez-Maciel, J. C., Rodríguez-Lagunes, D. A., Villanueva-Jimenez, J. A., & Silva-Aguayo, G. (2023). Rational management of insecticides in monoculture areas. *Agrociencia*, 57(7), 2569. <https://doi.org/10.47163/agrociencia.v57i7.2569>
- Maffini, J. P., Severo, L. B., Cocco, J. V. F., Marconato, C. A., Prante, V. H., Cargnelutti-Filho, A., Leão, J. D. J., & Arnemann, J. A. (2024). *Bemisia tabaci*, (Gennadius, 1889) occurrence on soybean cultivars in Brazil. *Revista Observatorio de la Economía Latinoamericana*, 22(5), 1-14. <https://doi.org/10.55905/oelv22n5-040>

- Mahalanobish, D., Dutta, S., Roy, D., Biswas, A., Sarkar, S., Mondal, D., Gaber, A., Hossain, A., & Pijush, K. S. (2022). Field-evolved resistance and mechanisms in *Bemisia tabaci* Asia I to a novel pyropene insecticide, afidopyropen, in India. *Crop Protection*, 162, 106078. <https://doi.org/10.1016/j.cropro.2022.106078>
- Montella, I. R., Martins, A. J., Viana-Medeiros, P. F., Lima, J. B. P., Braga, I. A., & Valle, D. (2007). Insecticide resistance mechanisms of Brazilian *Aedes aegypti* populations from 2001-2004. *The American Journal of Tropical Medicine and Hygiene*, 77(3), 467-477. <https://doi.org/10.4269/ajtmh.2007.77.467>
- Navia-Camberos, U., & Cano-Ríos, P. (2000). Umbral económico para la mosquita blanca de la hoja plateada en melón en la Comarca Lagunera, México. *Agrociencia*, 34, 227-234.
- Pavlidi, N., Vontas, J., & Van Leeuwen, T. (2018). The role of glutathione S-transferases (GSTs) in insecticide resistance in crop pests and disease vectors. *Current Opinion in Insect Science*, 27, 97-102. <https://doi.org/10.1016/j.cois.2018.04.007>
- Rajna, S., Mahapatro, G. K., Subramanian, S., & Chander, S. (2024). Determination of insecticide resistance in cotton whitefly in North India. *Indian Journal of Agricultural Sciences*, 94(4), 404-409. <https://doi.org/10.56093/ijas.v94i4.143044>
- Rosli, M. A. F., Syed Jaafar, S. N., Azizan, K. A., Yaakop, S., & Aizat, W. M. (2024). Omics approaches to unravel insecticide resistance mechanism in *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Hemiptera: Aleyrodidae). *PeerJ*, 12, e17843. <https://doi.org/10.7717/peerj.17843>
- Roy, D., Biswas, S., Biswas, A., Chakraborty, G., & Sarkar, P. K. (2022). Can insecticide mixtures be considered to surmount neonicotinoid resistance in *Bemisia tabaci*? *Journal of Asia-Pacific Entomology*, 25(2), 101901. <https://doi.org/10.1016/j.aspen.2022.101901>
- Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera. (2024). *Panorama Agroalimentario 2018-2024. La ruta de la Transformación Agroalimentaria*. SIAP.
- Salehi-Sedeh, F., Khajehali, J., Nematollahi, M. R., & Askari-Saryazdi, G. (2020). Imidacloprid resistance status and role of detoxification enzymes in *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) populations from Iran. *Journal of Agricultural Science and Technology*, 22(5), 1267-1277.
- Sakthivel, S., Mohideen, H. S., Raman, C., & Mohamad, S. B. (2022). Potential acetylcholinesterase inhibitor acting on the pesticide resistant and susceptible cotton pests. *ACS Omega*, 7(24), 20515-20527. <https://doi.org/10.1021/acsomega.1c07359>
- Shaurub, E.-S. H., Farghaly, S. F., Dawood, A. I., & Mohamed, A. A. (2016). Current insecticide-resistance status and activity of detoxifying enzymes in field populations of *Bemisia tabaci* from Egypt. *Egyptian Scientific Journal of Pesticides*, 2(1), 1-14.
- Tiwari, S., Mann, R. S., Rogers, M. E., & Stelinski, L. L. (2011). Insecticide resistance in field populations of Asian citrus psyllid in Florida. *Pest Management Science*, 67(10), 1258-1268. <https://doi.org/10.1002/ps.2181>
- Vargas-González, G., Alvarez-Reyna, V. de P., Guigón-López, C., Cano-Ríos, P., & García-Carrillo, M. (2019). Impacto ambiental por uso de plaguicidas en tres áreas de producción de melón en la Comarca Lagunera, México. *CienciaUAT*, 13(2), 113-127. <https://doi.org/10.29059/cienciauat.v13i2.1141>
- Vargas-González, G., Alvarez-Reyna, V. de P., Guigón-López, C., Cano-Ríos, P., Jiménez-Díaz, F., Vásquez-Arroyo, J., & García-Carrillo, M. (2016). Patrón de uso de plaguicidas de alto riesgo en el cultivo de melón (*Cucumis melo* L.) en la Comarca Lagunera. *Ecosistemas y Recursos Agropecuarios*, 3(9), 367-378.
- Wang, R., Wang, J., Che, W., Fang, Y., & Luo, C. (2020). Baseline susceptibility and biochemical mechanism of resistance to flupyradifurone in *Bemisia tabaci*. *Crop Protection*, 132, 105132. <https://doi.org/10.1016/j.cropro.2020.105132>
- Zhao, J.-Z., Collins, H. L., & Shelton, A. M. (2010). Testing insecticide resistance management strategies: mosaic versus rotations. *Pest Management Science*, 66(10), 1101-1105. <https://doi.org/10.1002/ps.1985>
- Zhou, X., Zhang, Z., Zheng, H., Zhang, Q., Gong, J., Li, C., & Wang, R. (2021). Physiological and biochemical responses to sublethal concentrations of the novel pyropene insecticide, afidopyropen, in whitefly *Bemisia tabaci* MED (Q Biotype). *Agronomy*, 11(11), 2260. <https://doi.org/10.3390/agronomy11112260>
- Zidan, L. T., Abd-Elaziz, M., H. Abouelghar, G. E., Elsheikh, A. E., & Ammar, H. A. (2022). Biochemical mechanisms of insecticide resistance in some field populations of *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae). *Menoufia Journal of Plant Protection*, 7(3), 63-79. <https://doi.org/10.21608/mjapam.2022.229336>