Acta Zoológica Mexicana (nueva serie), 2026, Volumen 42, 1–17.
https://doi.org/10.21829/azm.2026.4212860
https://zoobank.org/urn:lsid:zoobank.org:pub:E47EA72D-536E-4E17-99AA-64C54E5A0188

Artículo original

OPEN ACCESS

Susceptibilidad al malatión y perfiles bioquímicos en poblaciones agrícolas y urbanas de *Musca domestica* (Diptera: Muscidae)

Malathion susceptibility and biochemical profiles in agricultural and urban populations of *Musca domestica* (Diptera: Muscidae)



Acta Zoológica Mexicana (nueva serie)

ÓSCAR BARRETO-GARCÍA[1], SAMUEL CRUZ-ESTEBAN [2], FRANCISCO SOLIS-SANTOYO[4], YUKARI RAMÍREZ-VICTORIO[3], RUBÉN GUEVARA-GUTIÉRREZ[1], DAVID ALAVÉZ-ROSAS[3], JOVANI RUIZ-TOLEDO[3*]

*Autor corresponsal:
Jovani Ruiz-Toledo
jovani.ruiz@unach.mx

Cómo citar:
Barreto-García, Ó., Cruz-Esteban, S., Solis-Santoyo, F., Ramírez-Victorio, Y., Guevara-Gutiérrez, R., Alavéz-Rosas, D., Ruiz-Toledo, J. (2026) Susceptibilidad al malatión y perfiles bioquímicos en poblaciones agrícolas y urbanas de *Musca domestica* (Diptera: Muscidae). *Acta Zoológica Mexicana* (nueva serie), 42, 1–17.

10.21829/azm.2026.4212860
elocation-id: e4212860

Recibido: 12 mayo 2026
Aceptado: 17 septiembre 2026
Publicado: 19 octubre 2026

[1]Universidad de Guadalajara, Centro Universitario de la Costa Sur, Av. Independencia
Nacional 151, Autlán de Navarro, Jalisco, México.
[2]Investigador Independiente, Tapachula, Chiapas, 30798, México.
[3]Facultad de Ciencias Químicas C-IV, Benemérita Universidad Autónoma de Chiapas, Carretera a Puerto Madero Km. 1.5, 30792 Tapachula, Chiapas, México.
[4]Centro Regional de Investigación en Salud Pública, Instituto Nacional de Salud Pública, 19 Poniente y 4a. Norte S/N, CP 30700 Tapachula, Chiapas, México

Editor responsable: Trevor Williams

RESUMEN. La mosca doméstica, *Musca domestica* L., es una especie sinantrópica de importancia sanitaria y veterinaria cuya exposición recurrente a insecticidas puede favorecer el desarrollo de resistencia. El objetivo de este estudio fue evaluar la resistencia al malatión y caracterizar los perfiles de

CC BY-NC-SA
Atribución-NoComercial-CompartirIgual

actividad de enzimas asociadas con mecanismos de resistencia en poblaciones de *M. domestica* provenientes de un huerto de mango y de un vertedero urbano de Tapachula, Chiapas, México. La susceptibilidad al malatión se evaluó mediante bioensayos de aplicación tópica y regresión Probit, utilizando una cepa susceptible como referencia toxicológica. Asimismo, se determinaron las actividades basales de acetilcolinesterasa (AChE), α- y β-esterasas, esterasa medida con acetato de *p*-nitrofenilo (pNPA), glutatión S-transferasas (GST) y monooxigenasas dependientes del citocromo P450 en las dos poblaciones de campo. La población agrícola presentó la menor susceptibilidad al malatión, con una DL_{50} de 10.65 µg i.a./mosca y una DL_{90} de 61.01 µg i.a./mosca, correspondientes a factores de resistencia de 5.28 y 6.00, respectivamente. En la población urbana, la DL_{50} fue de 5.13 µg i.a./mosca y la DL_{90} de 31.65 µg i.a./mosca, con factores de resistencia de 2.54 y 3.11, respectivamente. La actividad esterásica medida con pNPA fue significativamente mayor en la población agrícola, mientras que las actividades de AChE, GST y P450 fueron mayores en la población urbana; las actividades de α- y β-esterasas no difirieron significativamente entre poblaciones. Estos resultados evidencian diferentes niveles de resistencia al malatión y perfiles bioquímicos diferenciados entre las poblaciones estudiadas. Los hallazgos resaltan la importancia de integrar bioensayos toxicológicos y análisis bioquímicos en los programas de vigilancia y manejo de resistencia en *M. domestica*.

Palabras clave: *Musca domestica*; resistencia a malatión; mecanismos bioquímicos de resistencia; enzimas de detoxificación; glutatión S-transferasa; monooxigenasas P450; vigilancia toxicológica; ambientes antropizados

ABSTRACT. The house fly, *Musca domestica* L., is a synanthropic species of public health and veterinary importance whose recurrent exposure to insecticides may promote the development of resistance. The objective of this study was to evaluate malathion resistance and characterize the activity profiles of enzymes associated with resistance mechanisms in *M. domestica* populations collected from a mango orchard and an urban waste disposal site in Tapachula, Chiapas, Mexico. Susceptibility to malathion was evaluated using topical application bioassays and Probit regression, with a susceptible strain used as the toxicological reference. Basal activities of acetylcholinesterase (AChE), α- and β-esterases, esterase activity measured using *p*-nitrophenyl acetate (pNPA), glutathione S-transferases (GST), and cytochrome P450-dependent monooxygenases were also determined in the two field populations. The agricultural population showed the lowest susceptibility to malathion, with an LD_{50} of 10.65 µg a.i./fly and an LD_{90} of 61.01 µg a.i./fly, corresponding to resistance ratios of 5.28 and 6.00, respectively. In the urban population, the LD_{50} was 5.13 µg a.i./fly and the LD_{90} was 31.65 µg a.i./fly, with resistance ratios of 2.54 and 3.11, respectively. Esterase activity measured using pNPA was significantly higher in the agricultural population, whereas AChE, GST, and P450 activities were higher in the urban population; α- and β-esterase activities did not differ significantly between populations. These results demonstrate different levels of malathion resistance and distinct biochemical profiles between the populations studied. These findings highlight the importance of integrating toxicological bioassays and biochemical analyses into resistance surveillance and management programs for *M. domestica*.

Key words: *Musca domestica*; malathion resistance; biochemical resistance mechanisms; detoxification enzymes; glutathione S-transferases; cytochrome P450 monooxygenases; toxicological surveillance; anthropogenic environments

INTRODUCCIÓN

La mosca doméstica, *Musca domestica* L. (Diptera: Muscidae), es un insecto sinantrópico de distribución mundial y un importante vector mecánico de patógenos que afectan tanto a la salud humana como a la animal. Su estrecha asociación con la materia orgánica en descomposición y los entornos antropogénicos facilita el transporte y la dispersión de bacterias, virus, protozoos y helmintos, lo que representa una preocupación constante para la salud pública, especialmente en regiones tropicales y subtropicales (Greenberg, 1971; Khamesipour *et al*., 2018).

El control químico sigue siendo una de las estrategias más utilizadas para el manejo de las poblaciones de *M. domestica* tanto en entornos agrícolas como urbanos (Hinkle & Hogsette, 2021). Entre los insecticidas organofosforados, el malatión ha sido uno de los compuestos ampliamente utilizados debido a su eficacia, disponibilidad y costo relativamente bajo (Fukuto, 1990; Casida & Durkin, 2013). Sin embargo, su uso prolongado puede ejercer presiones de selección que favorezcan la evolución de la resistencia y comprometan la eficacia de los programas de control (Scott *et al*., 2013; Abbas *et al*., 2015; Geden *et al*., 2021). La resistencia a insecticidas en *M. domestica* se ha documentado en diferentes regiones geográficas, con variaciones considerables en la susceptibilidad entre poblaciones asociadas con las presiones de selección locales y su historial de exposición (Oz, 2024).

La resistencia a insecticidas en *M. domestica* es un fenómeno multifactorial que puede involucrar modificaciones en los sitios de acción y mecanismos de detoxificación metabólica (Pai *et al*., 2023). En el caso de los insecticidas organofosforados, se han asociado modificaciones de la acetilcolinesterasa (AChE) que reducen su sensibilidad a la inhibición, así como cambios en sistemas enzimáticos de detoxificación, entre ellos carboxilesterasas, las glutatión S-transferasas (GST) y monooxigenasas dependientes del citocromo P450 (Hemingway & Ranson, 2000; Li *et al*., 2007; Scott, 2017). La contribución relativa de estos mecanismos puede variar entre poblaciones, insecticidas y condiciones de selección (Abobakr *et al*., 2022; Abbas & Hafez, 2023; Krestonoshina *et al*., 2024; Liu & Brown, 2026).

En este contexto, el historial de exposición a insecticidas puede contribuir a la variación de los perfiles de resistencia entre poblaciones. Los agroecosistemas sometidos a aplicaciones recurrentes pueden ejercer presiones de selección diferentes de las presentes en otros ambientes antropogénicos (Scott *et al*., 2013; Geden *et al*., 2021; Xin *et al*., 2024). En *M. domestica* se han documentado diferencias en susceptibilidad y actividad de enzimas de detoxificación entre poblaciones de distintos sitios de reproducción. Sin embargo, la asociación entre el ambiente de origen y estos perfiles no implica por sí misma una relación causal con agentes químicos específicos, cuya participación requiere demostrar directamente la exposición y sus efectos.

En el sureste de México, la coexistencia de áreas agrícolas y urbanas permite comparar poblaciones de *M. domestica* procedentes de ambientes contrastantes. En el Soconusco, Chiapas, la especie puede encontrarse asociada con las inflorescencias del mango y ha sido utilizada experimentalmente como agente polinizador del mango 'Ataulfo' (Gehrke-Vélez *et al*., 2012). Durante la floración de este cultivo se realizan aplicaciones de insecticidas para el manejo de plagas, particularmente trips, y se ha documentado localmente el uso de organofosforados como dimetoato y malatión (Rocha *et al*., 2015). Esta coincidencia entre la presencia de *M. domestica* y el manejo químico del cultivo justifica evaluar poblaciones procedentes de huerto de mango. No obstante, son limitados los estudios comparativos sobre resistencia de *M. domestica* entre

ambientes agrícolas y urbanos del sureste de México que integren aproximaciones toxicológicas y bioquímicas.

Por lo tanto, el objetivo de este estudio fue evaluar la resistencia al malatión y caracterizar los perfiles de actividad de enzimas asociadas con mecanismos de resistencia en poblaciones de *M. domestica* provenientes de ambientes agrícolas y urbanos del sureste de México, para determinar las diferencias en sus respuestas toxicológicas y bioquímicas.

MATERIAL Y MÉTODOS

Área de estudio. El estudio se realizó en el municipio de Tapachula, Chiapas, México, una región ubicada en el sureste de México y caracterizada por un clima tropical húmedo, con temperaturas medias anuales superiores a 25 °C y alta pluviosidad. Se seleccionaron dos ambientes contrastantes para la recolección de *M. domestica*: (i) un agroecosistema con uso intensivo de insecticidas organofosforados (cultivo de mango), particularmente malatión, y (ii) un ambiente urbano correspondiente a un vertedero de residuos sólidos, con menor presión de aplicación directa de insecticidas. En los agroecosistemas de mango del Soconusco, Chiapas, las aplicaciones de insecticidas para el control de trips y otras plagas son frecuentes durante la temporada de producción, incluyendo el uso recurrente de organofosforados como malatión y dimetoato (Rocha *et al*., 2012). De acuerdo con información proporcionada por productores locales y antecedentes regionales de manejo fitosanitario, esta presión de selección ha sido constante durante varios ciclos agrícolas. En contraste, el vertedero urbano no recibe aplicaciones sistemáticas de insecticidas, aunque las poblaciones de moscas presentes en este ambiente podrían estar expuestas a mezclas complejas de contaminantes y xenobióticos derivados de residuos sólidos urbanos.

Poblaciones de campo. Las poblaciones de *M. domestica* se recolectaron utilizando trampas entomológicas cebadas con atrayentes alimenticios. En cada sitio se recolectaron 100 adultos, los cuales se utilizaron como población fundadora para el establecimiento de las colonias de laboratorio. Los ejemplares fueron identificados como *M. domestica* mediante claves taxonómicas elaboradas por Carvalho & Mello-Patiu (2008) y Nihei & de Carvalho (2009), considerando caracteres morfológicos diagnósticos, entre ellos cuerpo no metálico, patrón de sedas acrosticales, metepimerón desnudo sobre la coxa posterior y callo humeral con 2 – 3 sedas (Nihei & de Carvalho 2009; Geden *et al*., 2021**)**. Los adultos capturados e identificados fueron transportados al laboratorio y mantenidos en jaulas entomológicas bajo condiciones controladas de temperatura (25 ± 2 °C), humedad relativa (70 ± 10 %) y fotoperiodo (12:12 h luz: oscuridad), condiciones comúnmente empleadas para el mantenimiento de colonias de *M. domestica* en laboratorio (Arriaga *et al*., 2018; Hamidou Leyo *et al*., 2021). Los insectos fueron alimentados *ad libitum* con una dieta compuesta por azúcar, leche en polvo y agua, de acuerdo con las dietas de mantenimiento previamente utilizadas para adultos de *M. domestica* (Hamidou Leyo *et al*., 2021). Para la obtención de la generación F_1, las moscas se mantuvieron en recipientes con sustrato orgánico adecuado para oviposición y desarrollo larval hasta la emergencia de adultos. Los bioensayos toxicológicos y análisis bioquímicos se realizaron utilizando adultos F_1 de 3–5 días de edad, fisiológicamente activos y no expuestos previamente a insecticidas, con el fin de reducir variaciones asociadas al ambiente de origen y estandarizar las condiciones experimentales.

Cepa de referencia susceptible. Se utilizó como referencia toxicológica una cepa susceptible de *M. domestica,* mantenida durante múltiples generaciones en laboratorio sin exposición a insecticidas y proporcionada por el Centro Regional de Investigación en Salud Pública, de

Tapachula, Chiapas, México. La colonia se mantuvo bajo las mismas condiciones ambientales, dieta y procedimientos de cría descritos para las poblaciones de campo. Para los bioensayos se utilizaron adultos de 3–5 días de edad, con el propósito de mantener condiciones experimentales comparables entre la cepa susceptible y las poblaciones de campo.

Insecticida. El insecticida evaluado fue la formulación comercial del organofosforado malatión (Malatión 500®, 750 Agroquímica Tridente S.A. de C.V., México). Las soluciones insecticidas se prepararon a partir de una solución madre equivalente a la dosis comercial recomendada en la ficha técnica del producto (100 mL/100 L agua), la cual además corresponde a una de las dosis comúnmente utilizadas por productores agrícolas de la región para el manejo de trips y otras plagas asociadas al cultivo de mango. A partir de esta solución madre se realizaron diluciones seriadas en acetona para obtener las concentraciones requeridas para los bioensayos de toxicidad.

Bioensayos de toxicidad. Los bioensayos de toxicidad se realizaron mediante aplicación tópica de malatión en adultos de *M. domestica,* siguiendo procedimientos previamente establecidos para la evaluación de susceptibilidad a insecticidas mediante aplicación tópica en esta especie (Ceden *et al*., 1992; Wang *et al*., 2019), con las modificaciones descritas a continuación. Para cada población se evaluaron siete dosis de malatión equivalentes a 0.5, 2.5, 5.0, 7.5, 12.5, 15.0 y 25.0 µg de ingrediente activo por mosca (µg i.a./mosca). Las dosis se seleccionaron para abarcar un intervalo de respuesta desde mortalidades bajas hasta altas y permitir el ajuste de las regresiones Probit.

Por cada dosis se utilizaron 30 insectos distribuidos en tres réplicas de 10 individuos cada una. Los adultos fueron inmovilizados brevemente y tratados individualmente mediante la aplicación tópica de una alícuota de 1 µL de solución insecticida sobre la región dorsal del tórax utilizando una microjeringa Hamilton®. Los grupos control recibieron el mismo volumen del solvente empleado para la preparación de las soluciones insecticidas.

Posteriormente, los insectos tratados fueron colocados en recipientes plásticos acondicionados bajo las mismas condiciones de temperatura, humedad y alimentación descritas previamente. La mortalidad se registró 24 h después de la exposición, considerando como muertos a aquellos individuos incapaces de caminar o mantenerse erguidos.

Preparación de muestras para análisis bioquímicos. Los análisis bioquímicos se realizaron en adultos F_1 de 3–5 días de edad no expuestos previamente a insecticidas. La cepa susceptible de referencia no fue incluida en estas determinaciones. Los insectos fueron procesados individualmente, considerando cada adulto como una réplica biológica independiente. Cada individuo fue inmovilizado y homogeneizado en tampón fosfato frío (0.1 M, pH 7.0). Los homogeneizados se centrifugaron a 10,000 × *g* durante 15 min a 4 °C y el sobrenadante se utilizó como fuente enzimática. Para cada población se analizaron 40 individuos (n=40). Todas las determinaciones enzimáticas incluyeron los blancos de reacción y controles correspondientes a cada ensayo. La concentración de proteínas totales se determinó mediante el método de Bradford (Bradford, 1976), utilizando albúmina sérica bovina (BSA; Sigma-Aldrich, USA) como estándar.

Determinación de la actividad de la acetilcolinesterasa (AChE). La actividad de la acetilcolinesterasa (AChE) se determinó mediante el método colorimétrico de Ellman, de acuerdo con el procedimiento descrito por Penilla *et al*. (1998) con modificaciones. Para cada muestra individual, se transfirieron 50 µL del homogenizado crudo a una microplaca de 96 pozos y se analizaron por duplicado. La AChE se solubilizó adicionando 145 µL de tampón fosfato-Tritón X-

100 al 1% en tampón fosfato de sodio 0.1 M, pH 7.8. Posteriormente, se añadieron 10 µL de DTNB [ácido 5,5'-ditiobis-(2-nitrobenzoico), 0.01 M en tampón fosfato de sodio 0.1 M, pH 7.0] y 25 µL de yoduro de acetiltiocolina (ASChI; Sigma-Aldrich, USA) 0.01 M como sustrato. La cinética de reacción se monitoreó en un lector de microplacas a 405 nm durante 5 min.

Para evaluar la sensibilidad de la AChE a la inhibición, se realizó una segunda lectura en presencia de una solución inhibidora, sustituyendo el sustrato por una mezcla de ASChI con el inhibidor correspondiente. En cada placa se incluyeron blancos de reacción sin homogeneizar, los cuales contenían agua tridestilada, tampón fosfato-Tritón, DTNB y sustrato. La actividad enzimática se expresó como µmol de sustrato hidrolizado por minuto por mg de proteína.

Actividad esterasa. La actividad de α- y β-esterasas se determinó de acuerdo con el método descrito por Penilla et al. (1998), con modificaciones. Para cada muestra individual se utilizaron 50 µL del homogenizado crudo, analizados por duplicado en microplacas de 96 pozos.

La actividad de las esterasas se evaluó utilizando α-naftil acetato y β-naftil acetato (Sigma-Aldrich, USA) como sustratos. A cada pozo se adicionaron 50 µL del homogenizado y 200 µL de la solución de sustrato correspondiente. Las placas se incubaron durante 15 min a temperatura ambiente y posteriormente se añadió el reactivo colorante Fast Blue B para detener la reacción y desarrollar el complejo coloreado.

La absorbancia se registró a 600 nm utilizando un lector de microplacas. En cada ensayo se incluyeron blancos de reacción sin homogeneizar. La actividad enzimática se expresó en relación con el contenido total de proteínas determinado mediante el método de Bradford.

Actividad de la glutatión S-transferasa (GST). La actividad de glutatión S-transferasa (GST) se determinó de acuerdo con el método descrito por Penilla et al. (1998), con modificaciones. Para cada muestra individual se utilizaron 50 µL del homogenizado crudo, analizados por duplicado en microplacas de 96 pozos.

La reacción enzimática se llevó a cabo utilizando 1-cloro-2,4-dinitrobenceno (CDNB; Sigma-Aldrich, USA) como sustrato y glutatión reducido (GSH) como cofactor. A cada pozo se adicionaron el homogenizado, la solución de GSH y el sustrato CDNB en tampón fosfato.

El incremento en la absorbancia se registró cinéticamente a 340 nm utilizando un lector de microplacas durante 5 min a temperatura ambiente. En cada ensayo se incluyeron blancos de reacción sin homogeneizar. La actividad enzimática se expresó como nmol de conjugado formado por minuto por mg de proteína.

Actividad monooxigenasa dependiente del citocromo P450. La actividad de monooxigenasas dependientes del citocromo P450 se determinó mediante el método de desmetilación de *p*-nitroanisol, de acuerdo con el procedimiento descrito por Penilla *et al*. (1998), con modificaciones. Para cada muestra individual se utilizaron 50 µL del homogenizado crudo, analizados por duplicado en microplacas de 96 pozos.

La reacción enzimática se realizó utilizando *p*-nitroanisol (Sigma-Aldrich, USA) como sustrato en tampón fosfato. Las muestras se incubaron durante 30 min a temperatura ambiente y posteriormente se cuantificó espectrofotométricamente la formación del producto de reacción.

La absorbancia se registró utilizando un lector de microplacas y en cada ensayo se incluyeron blancos de reacción sin homogeneizar. La actividad enzimática se expresó en relación con el contenido total de proteínas determinado mediante el método de Bradford.

Análisis estadístico. Los datos de mortalidad obtenidos en los bioensayos de aplicación tópica se analizaron mediante regresión Probit utilizando el logaritmo decimal de la dosis de malatión como variable explicativa. A partir de las regresiones se estimaron las dosis letales correspondientes al 50 y 90 % de mortalidad (DL_{50} y DL_{90}, respectivamente) expresadas como µg de ingrediente activo por mosca, así como sus respectivos intervalos de confianza al 95%. El ajuste de cada modelo se evaluó mediante la prueba de χ^2 de bondad de ajuste. Los niveles de resistencia se expresaron mediante los factores de resistencia al 50 y 90 % (FR_{50} y FR_{90}), calculados como la razón entre la DL correspondiente de cada población de campo y la DL de la cepa susceptible de referencia (Wang *et al*., 2019). Para los análisis bioquímicos, la actividad media o contenido enzimático entre las poblaciones provenientes del huerto de mango y del vertedero urbano se comparó mediante la prueba paramétrica *t* de Student para muestras independientes, utilizando un nivel de significancia de $\alpha = 0.05$. Previo a los análisis inferenciales, los supuestos de normalidad y homogeneidad de varianzas fueron evaluados mediante las pruebas de Shapiro–Wilk y Levene, respectivamente. Cuando los supuestos fueron cumplidos, se aplicaron pruebas paramétricas para la comparación entre poblaciones. Los resultados se expresaron como media ± desviación estándar (SD). Todas las determinaciones bioquímicas se realizaron utilizando réplicas biológicas independientes y los análisis estadísticos se efectuaron con el software R versión 4.5.1 (R Core Team, 2025).

RESULTADOS

Susceptibilidad al malatión y factores de resistencia. Las regresiones Probit mostraron que la mortalidad aumentó con el incremento de la dosis de malatión en las tres poblaciones de *M. domestica* evaluadas (Fig. 1; Cuadro 1). Los modelos Probit presentaron un ajuste adecuado de acuerdo con las pruebas de bondad de ajuste (Cuadro 1).

La cepa susceptible de referencia presentó la menor DL_{50} con 2.02 µg i.a./mosca (IC95%: 1.01–4.03), seguida de la población urbana, con 5.13 µg i.a./mosca (IC95%: 3.87–6.79), y de la población agrícola, con 10.65 µg i.a./mosca (IC95%: 8.15–13.94). Los factores de resistencia calculados a partir de la DL_{50} fueron de 2.54 para la población urbana y 5.28 para la población agrícola respecto a la cepa susceptible de referencia (Cuadro 1).

Cuadro 1. Parámetros de las regresiones Probit, dosis letales (DL_{50} y DL_{90}) y factores de resistencia al malatión en una cepa susceptible y poblaciones de campo de *Musca domestica* provenientes de ambientes urbano y agrícola de Tapachula, Chiapas, México.

Población	Intercepto±EE	Pendiente±EE	DL_{50} (IC95%), µg i.a./mosca	DL_{90} (IC95%), µg i.a./mosca	FR_{50}	FR_{90}	χ^2	gl	*p*
Susceptible	−1.106±0.242	1.825 ± 0.231	2.02(1.01–4.03)	10.17(3.90–26.50)	1.00	1.00	4.11	5	0.5337
Urbana	−1.151±0.213	1.621 ± 0.228	5.13(3.87–6.79)	31.65(19.08–52.50)	2.54	3.11	10.21	5	0.0696
Agrícola	−1.738±0.272	1.691 ± 0.271	10.65(8.15–13.94)	61.01(31.32–118.8)	5.28	6.00	7.32	5	0.1982

Nota: **EE**: error estándar; **DL_{50}** y **DL_{90}**: dosis de malatión necesarias para producir 50 y 90% de mortalidad, respectivamente, expresadas en µg de ingrediente activo (i.a.) por mosca; IC95%: intervalo de confianza del 95%; **FR_{50}** y **FR_{90}**: factores de resistencia calculados como la razón entre la **DL_{50}** o **DL_{90}** de cada población de campo y la correspondiente **DL** de la cepa susceptible; **χ^2**: estadístico de bondad de ajuste de la regresión Probit; **gl**: grados de libertad.

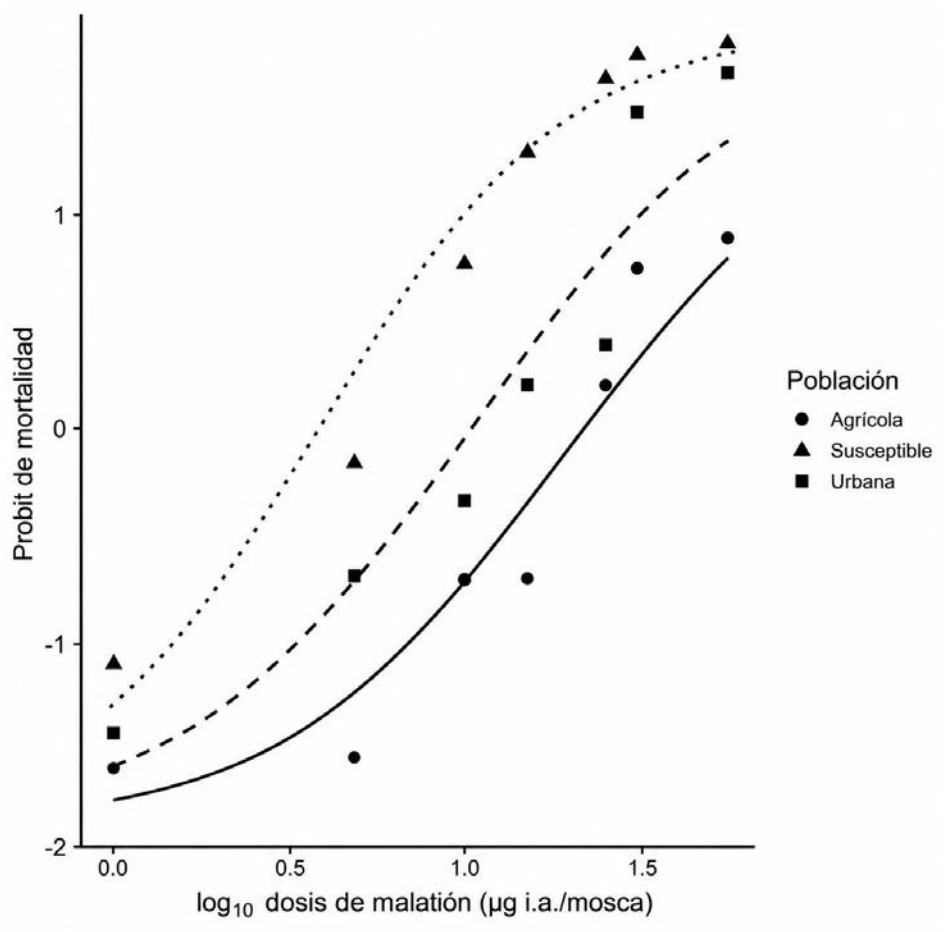


Figura 1. Curvas dosis–respuesta al malatión obtenidas mediante regresión Probit para una cepa susceptible de referencia y poblaciones agrícolas y urbanas de *Musca domestica*. Los símbolos representan las mortalidades observadas y las líneas las respuestas ajustadas mediante regresión Probit para cada población. Las poblaciones de campo fueron recolectadas en un huerto de mango y un vertedero urbano de residuos sólidos de Tapachula, Chiapas, México.

El mismo patrón se observó para la DL_{90}: 10.17 µg i.a./mosca (IC95%: 3.90–26.50) para la cepa susceptible de referencia, 31.65 µg i.a./mosca (IC95%: 19.08–52.50) para la población urbana y 61.01 µg i.a./mosca (IC95%: 31.32–118.82) para la población agrícola. Los correspondientes FR_{90} fueron de 3.11 y 6.00 para las poblaciones urbana y agrícola, respectivamente (Cuadro 1). En conjunto, las estimaciones de las dosis letales y los factores de resistencia mostraron una menor susceptibilidad al malatión en ambas poblaciones de campo respecto a la cepa susceptible de referencia, siendo esta diferencia más pronunciada en la población agrícola.

Actividad de la acetilcolinesterasa (AChE). Los análisis bioquímicos compararon exclusivamente las poblaciones agrícola y urbana, ya que la línea susceptible se utilizó únicamente como referencia toxicológica. La actividad basal de acetilcolinesterasa (AChE) difirió significativamente entre las poblaciones de *M. domestica* evaluadas (Fig. 2A). La población del vertedero urbano presentó una actividad media de AChE significativamente mayor (39.35 ± 10.75 nmol min^{-1} mg $proteína^{-1}$) que la población del cultivo de mango (32.10 ± 13.39 nmol min^{-1} mg $proteína^{-1}$) (t = 2.669, gl = 78, p = 0.0093).

Los datos cumplieron los supuestos de normalidad y homogeneidad de varianzas requeridos para la comparación paramétrica entre poblaciones. Las pruebas de Shapiro–Wilk no

mostraron desviaciones significativas de la normalidad [vertedero: W = 0.974, n = 40, p = 0.477; cultivo de mango: W = 0.975, n = 40, p = 0.510], y la prueba de Levene indicó homogeneidad de varianzas ($F_{(1,78)}$ = 3.043, p = 0.085).

Los histogramas de frecuencia evidenciaron una amplia variabilidad individual en la actividad de AChE dentro de ambas poblaciones (Fig. 2B). No obstante, la distribución de la población urbana mostró un desplazamiento hacia valores más elevados de actividad enzimática en comparación con la población agrícola.

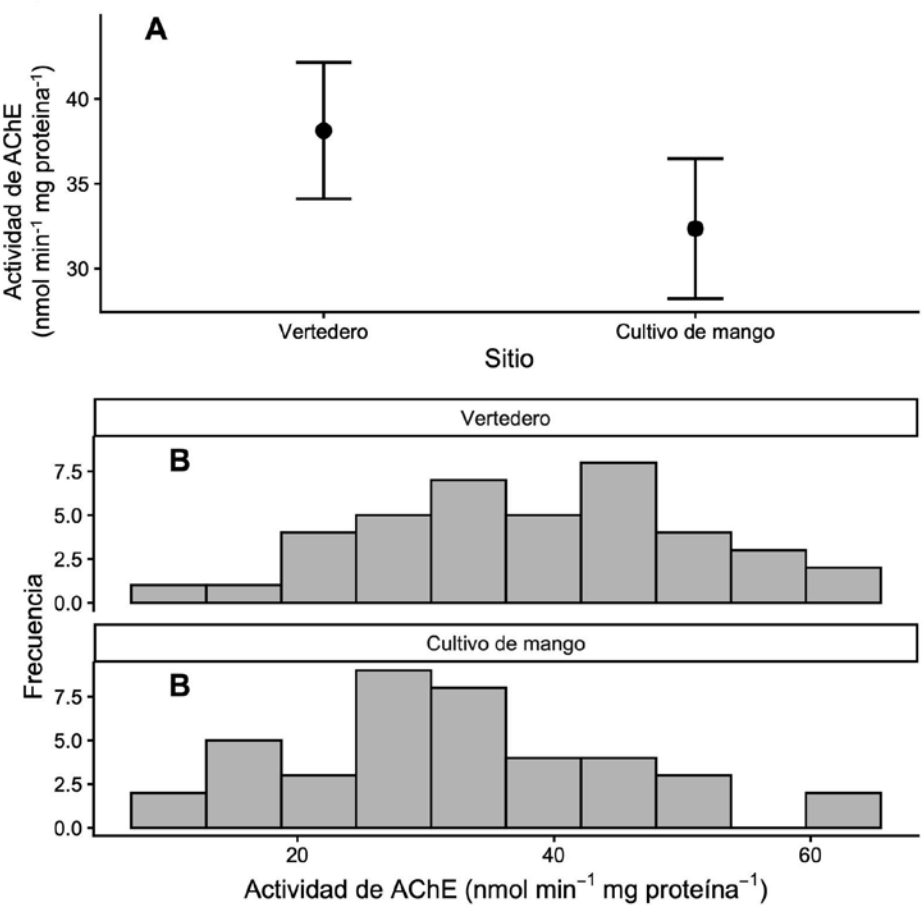


Figura 2. Actividad de la acetilcolinesterasa (AChE) en poblaciones de *Musca domestica* provenientes de ambientes contrastantes en Tapachula, Chiapas, México. (A) Actividad media de AChE (media ± IC95%) en adultos recolectados en un vertedero urbano y en un cultivo de mango. (B) Distribución de frecuencia de los valores individuales de actividad de AChE para cada población evaluada.

Actividades enzimáticas relacionadas con la detoxificación. Las actividades enzimáticas mostraron patrones diferentes entre las poblaciones de *M. domestica* provenientes del huerto de mango y del vertedero urbano (Cuadro 2; Fig. 3). Las diferencias entre poblaciones dependieron del sistema enzimático evaluado: las actividades de α- y β-esterasas no difirieron significativamente entre poblaciones (p > 0.05), mientras que la actividad de esterasa medida con pNPA, GST y monooxigenasas dependientes del citocromo P450 presentaron diferencias significativas entre los dos ambientes (p < 0.0001).

α- y β-esterasas. Las actividades de las esterasas α y β no mostraron diferencias significativas entre las poblaciones del huerto de mango y del vertedero urbano ($p > 0.05$; Cuadro 2). Para las α-esterasas, la actividad media fue de $2.9 \times 10^{-5} \pm 1.4 \times 10^{-5}$ µmol min^{-1} mg $proteína^{-1}$ en la población del huerto de mango y de $2.7 \times 10^{-5} \pm 2.2 \times 10^{-5}$ µmol min^{-1} mg $proteína^{-1}$ en la población del vertedero urbano. Para las β-esterasas, los valores correspondientes fueron de $3.0 \times 10^{-5} \pm 1.5 \times 10^{-5}$ y $2.6 \times 10^{-5} \pm 2.0 \times 10^{-5}$ µmol min^{-1} mg $proteína^{-1}$, respectivamente.

Esterasa de pNPA (acetato de *p*-nitrofenilo). La actividad de esterasa determinada con acetato de *p*-nitrofenilo (pNPA) difirió significativamente entre las poblaciones ($p < 0.0001$; Cuadro 2; Fig. 3C). La población del huerto de mango presentó una actividad media de 0.130 ± 0.086 µmol min^{-1} mg $proteína^{-1}$, mientras que en la población del vertedero urbano fue de 0.080 ± 0.058 µmol min^{-1} mg $proteína^{-1}$. En términos relativos, la actividad media fue aproximadamente 1.63 veces mayor en la población agrícola.

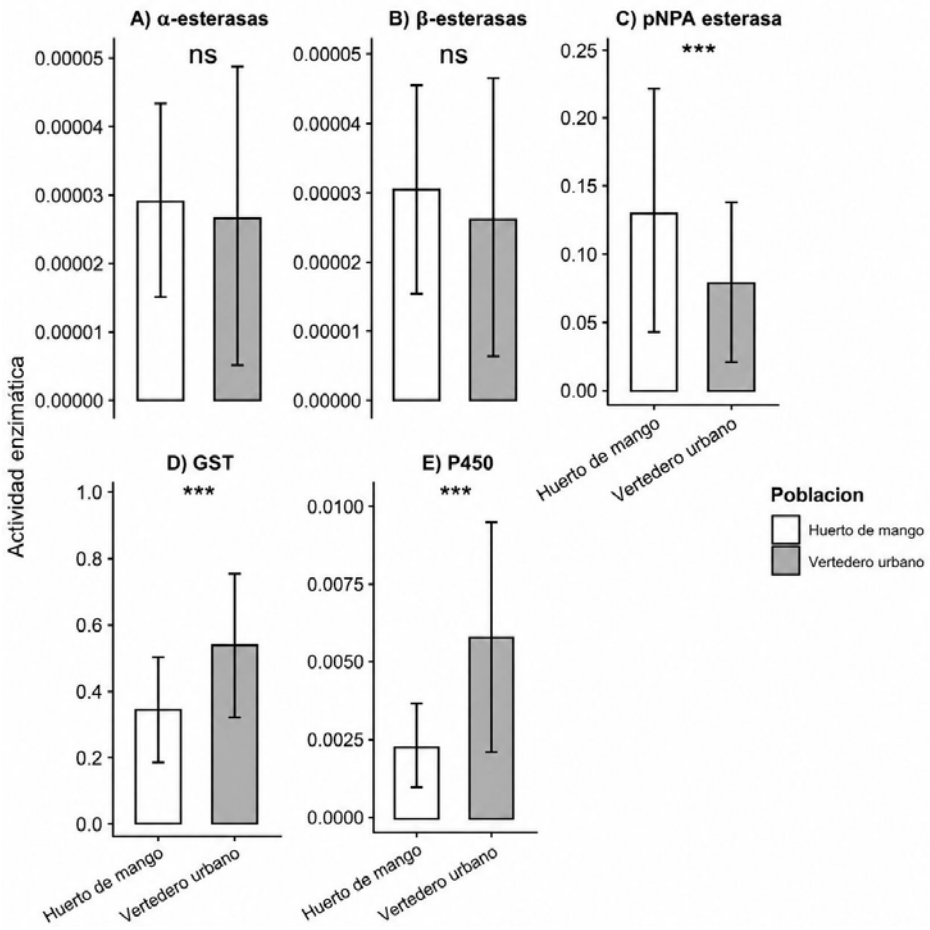


Figura 3. Actividades enzimáticas asociadas con mecanismos de detoxificación en poblaciones de *Musca domestica* procedentes de un huerto de mango y un vertedero urbano de residuos sólidos de Tapachula, Chiapas, México: (A) α-esterasas, (B) β-esterasas, (C) esterasa de *p*-nitrofenil acetato (pNPA), (D) glutatión S-transferasas (GST) y (E) monooxigenasas dependientes del citocromo P450. Las barras representan la media y las líneas de error la desviación estándar (DE; $n = 40$ individuos por población). Las actividades de α-esterasas, β-esterasas y pNPA esterasa se expresaron como µmol min^{-1} mg $proteína^{-1}$; GST como nmol de sustrato conjugado min^{-1} mg $proteína^{-1}$; y P450 como unidades equivalentes de citocromo C por mg de proteína. *** indica diferencias significativas entre poblaciones ($p < 0.0001$); ns, diferencias no significativas ($p > 0.05$).

Glutatión S-transferasas (GST). La actividad de GST fue significativamente mayor en la población del vertedero urbano que en la población del huerto de mango ($p < 0.0001$; Cuadro 2). La población urbana presentó una actividad media de 0.536 ± 0.224 nmol de sustrato conjugado min^{-1} mg $proteína^{-1}$, mientras que la población agrícola registró 0.344 ± 0.161 nmol de sustrato conjugado min^{-1} mg $proteína^{-1}$. En términos relativos, la actividad media de GST fue aproximadamente 1.56 veces mayor en la población urbana.

Cuadro 2. Actividades enzimáticas asociadas con mecanismos de detoxificación en poblaciones de *Musca domestica* procedentes de ambientes agrícola y urbano de Tapachula, Chiapas, México.

Enzima/ biomarcador	Población	n	Media ± DE	IC95%	Significancia
AChE	Huerto de mango	40	32.10 ± 13.39	27.82–36.38	$p = 0.0093$
	Vertedero urbano	40	39.35 ± 10.75	35.91–42.79	
α-esterasas	Huerto de mango	40	$2.9\times10^{-5} \pm 1.4\times10^{-5}$	2.45×10^{-5}–35×10^{-5}	$p > 0.05$
	Vertedero urbano	40	$2.7\times10^{-5} \pm 2.2\times10^{-5}$	2.00×10^{-5}–3.40×10^{-5}	
β-esterasas	Huerto de mango	40	$3.0\times10^{-5} \pm 1.5\times10^{-5}$	2.52×10^{-5}–3.48×10^{-5}	$p > 0.05$
	Vertedero urbano	40	$2.6\times10^{-5} \pm 2.0\times10^{-5}$	1.96×10^{-5}–3.24×10^{-5}	
ρNPA esterasa	Huerto de mango	40	0.130 ± 0.086	0.103–0.158	$p < 0.0001$
	Vertedero urbano	40	0.080 ± 0.058	0.061–0.098	
GST	Huerto de mango	40	0.344 ± 0.161	0.293–0.396	$p < 0.0001$
	Vertedero urbano	40	0.536 ± 0.224	0.465–0.608	
P450	Huerto de mango	40	0.0023 ± 0.0012	0.0019–0.0027	$p < 0.0001$
	Vertedero urbano	40	0.0057 ± 0.0034	0.0046–0.0068	

Nota: La actividad de AChE se expresó como nmol min^{-1} mg $proteína^{-1}$. Las actividades de α-esterasas, β-esterasas y ρNPA esterasa se expresaron como µmol min^{-1} mg $proteína^{-1}$. La actividad de GST se expresó como nmol de sustrato conjugado min^{-1} mg $proteína^{-1}$. La actividad de monooxigenasas dependientes del citocromo P450 se expresó como unidades equivalentes de citocromo C por mg de proteína. **DE** = desviación estándar; **IC95%** = intervalo de confianza del 95%.

Monooxigenasas dependientes del citocromo P450. La actividad de monooxigenasas dependientes del citocromo P450 fue significativamente mayor en la población del vertedero urbano en comparación con la población del huerto de mango ($p < 0.0001$; Cuadro 2). La población urbana presentó una actividad media de 0.0057 ± 0.0034 unidades equivalentes de citocromo C mg $proteína^{-1}$, mientras que la población agrícola registró 0.0023 ± 0.0012 unidades equivalentes de citocromo C mg $proteína^{-1}$. La actividad media registrada en la población urbana fue, por tanto, aproximadamente 2.48 veces mayor que la observada en la población agrícola.

DISCUSIÓN

Ambas poblaciones de campo presentaron menor susceptibilidad al malatión que la cepa susceptible de referencia; sin embargo, la magnitud de esta diferencia fue mayor en la población procedente del huerto de mango. Esta población presentó una DL_{50} de 10.65 µg i.a./mosca y una DL_{90} de 61.01 µg i.a./mosca, correspondientes a factores de resistencia de 5.28 y 6.00, respectivamente, mientras que en la población urbana los factores de resistencia fueron de 2.54 y 3.11. Como referencia, en poblaciones de campo de *M. domestica* procedentes de explotaciones lecheras de Arabia Saudita se han registrado razones de resistencia a malatión de aproximadamente 3 a 12 veces respecto a una cepa susceptible (Abbas *et al*., 2021). Esta comparación permite dimensionar los factores de resistencia obtenidos en Tapachula y muestra que la magnitud de la reducción de susceptibilidad al malatión puede variar entre poblaciones de *M. domestica*.

La menor susceptibilidad observada en la población agrícola es compatible con un escenario de selección recurrente por insecticidas utilizados para el manejo de plagas asociadas con el mango Ataulfo (Rocha *et al*., 2012). La exposición repetida a insecticidas puede favorecer la supervivencia y reproducción de individuos menos susceptibles y, con ello, incrementar progresivamente la frecuencia de fenotipos resistentes. En poblaciones de *M. domestica* asociadas con sistemas pecuarios se han documentado niveles elevados de resistencia a diferentes insecticidas; por ejemplo, Roca Acevedo *et al.* (2009) registraron razones de resistencia de 45.4 a 62.5 para el organofosforado DDVP en poblaciones procedentes de granjas avícolas de Argentina. Asimismo, Kaufman *et al.* (2001) documentaron resistencia a diferentes insecticidas en poblaciones procedentes de explotaciones lecheras de Nueva York y señalaron que los patrones observados no dependían exclusivamente del uso de insecticidas en cada establecimiento, sugiriendo que el movimiento de las moscas entre sitios también puede influir en la distribución de la resistencia. No obstante, debido a que en el presente estudio no se caracterizó experimentalmente el historial de exposición a insecticidas de la población recolectada en el huerto de mango, la asociación entre el ambiente agrícola y su menor susceptibilidad al malatión debe interpretarse como una explicación plausible y no como una relación causal demostrada.

La mayor actividad basal de AChE observada en la población urbana no correspondió con el patrón de susceptibilidad al malatión, ya que la población agrícola presentó el mayor factor de resistencia. En insectos, la resistencia a organofosforados asociada con AChE se relaciona principalmente con modificaciones estructurales de la enzima que reducen su sensibilidad a la inhibición, más que con un incremento de su actividad basal (Fournier & Mutero, 1994; Hemingway & Ranson, 2000; Walsh *et al*., 2001). En *M. domestica* se han identificado sustituciones en AChE asociadas con una mayor sensibilidad a insecticidas organofosforados y carbamatos, lo que confirma la importancia de las modificaciones del sitio diana en determinados fenotipos resistentes (Abobakr *et al*., 2022). Por lo tanto, la mayor actividad basal registrada en la población urbana no puede interpretarse por sí sola como evidencia de una mayor contribución de AChE a la resistencia al malatión. Para determinar la participación de este mecanismo, sería necesario evaluar directamente la sensibilidad de AChE a la inhibición por organofosforados y/o caracterizar las variables del gen *ace*.

En contraste con las α- y β-esterasas cuya actividad no difirió significativamente entre poblaciones, la actividad esterásica determinada con pNPA fue significativamente mayor en la población agrícola, que también presentó el mayor factor de resistencia en *M. domestica* mediante mecanismos que incluyen cambios tanto cuantitativos como cualitativos en estas enzimas. En particular, se ha demostrado que modificaciones del gen *MdαE7* pueden alterar la actividad catalítica de la carboxilesterasa y conferir capacidad para hidrolizar organofosforados, mientras que la sobreexpresión de *MdαE7* también se ha asociado con resistencia al malatión (Claudianos *et al*., 1999; Zhang *et al*., 2018). Estos antecedentes proporcionan sustento biológico a la asociación observada entre la mayor actividad con pNPA y la menor susceptibilidad al malatión de la población agrícola; sin embargo, la actividad frente a un sustrato modelo no demuestra por sí misma la capacidad de metabolizar malatión. Para establecer la participación específica de las carboxilesterasas sería necesario complementar estos resultados con ensayos de inhibición o sinergismo, mediciones directas del metabolismo del insecticida y análisis de expresión o caracterización molecular de genes de esterasas.

Las glutatión S-transferasas (GST) constituyen una familia diversa de enzimas de detoxificación cuya participación en la resistencia puede depender tanto del insecticida como de

las isoenzimas involucradas (Hemingway & Ranson, 2000; Li *et al*., 2007). En el presente estudio, la actividad de GST fue significativamente mayor en la población urbana, aunque esta población presentó menor resistencia al malatión que la población agrícola. Esta falta de correspondencia entre la actividad GST global y la susceptibilidad a un insecticida también ha sido documentada en *M. domestica*. Kristensen *et al.* (2006), al evaluar 10 cepas de laboratorio y 21 poblaciones de campo, encontraron que una elevada actividad de GST se relacionó con la supervivencia al organofosforado azametifos en determinadas poblaciones, pero no observaron una correlación significativa entre la actividad de GST y la toxicidad del dimetoato. Asimismo, se ha demostrado que isoenzimas específicas, como MdGST-6A, pueden metabolizar determinados organofosforados, lo que evidencia que la contribución de las GST depende de su identidad y especificidad por el sustrato (Wei *et al*., 2001). Por lo tanto, la mayor actividad GST observada en la población urbana evidencia una diferencia bioquímica entre las poblaciones, pero no permite atribuir a este sistema una mayor participación en la resistencia al malatión. Determinar dicha contribución requeriría identificar las isoenzimas expresadas y evaluar directamente su capacidad para metabolizar este insecticida.

Las monooxigenasas dependientes del citocromo P450 constituyen uno de los principales sistemas de detoxificación asociados con la resistencia metabólica a insecticidas (Hemingway & Ranson, 2000; Li *et al*., 2007). En el presente estudio, la actividad de P450 fue significativamente mayor en la población urbana, aunque esta población presentó menor resistencia al malatión que la población agrícola. En *M. domestica*, la participación de las P450 en la resistencia depende de las enzimas involucradas y del insecticida evaluado. Por ejemplo, Krestonoshina *et al.* (2024) documentaron diferencias tanto en la actividad de monooxigenasas P450 como en la expresión de *CYP6D1* en una cepa resistente a clorfenapir, evidenciando que la caracterización de la actividad enzimática global puede complementarse con el análisis de genes P450 específicos. Por lo tanto, la mayor actividad de P450 observada en la población urbana evidencia una diferencia bioquímica entre poblaciones, pero no permite establecer que este sistema contribuya en mayor medida a la resistencia al malatión. Para determinar su participación sería necesario complementar la actividad enzimática con ensayos de sinergismo o inhibición y con la caracterización de la expresión de genes P450 específicos.

Desde una perspectiva de manejo, la reducción de la susceptibilidad a insecticidas puede disminuir la eficacia del control químico y favorecer la persistencia de poblaciones de *M. domestica*, lo que resalta la necesidad de integrar diferentes estrategias de manejo para reducir la dependencia de los insecticidas (Hinkle & Hogsette, 2021; Geden *et al*., 2021). Esta situación resulta particularmente relevante desde una perspectiva epidemiológica y de salud pública debido a la capacidad de *M. domestica* para transportar mecánicamente diversos patógenos de importancia médica y veterinaria (Graczyk *et al*., 2005; Khamesipour *et al*., 2018). En este contexto, la integración de bioensayos toxicológicos con indicadores bioquímicos puede contribuir al monitoreo de cambios en la susceptibilidad de poblaciones de campo y a la identificación de posibles mecanismos asociados, cuya participación funcional deberá corroborarse mediante ensayos con sinergistas o inhibidores enzimáticos y aproximaciones moleculares.

CONCLUSIÓN

Las poblaciones de *M. domestica* evaluadas presentaron diferencias en su susceptibilidad al malatión y en sus perfiles de actividad enzimática. La población procedente del huerto de mango mostró la menor susceptibilidad al insecticida, mientras que las diferencias observadas en las

actividades de AChE, esterasas, GST y P450 no siguieron un patrón uniforme con respecto a la resistencia. En particular, la mayor actividad esterásica medida con pNPA en la población agrícola constituye una asociación de interés que deberá evaluarse mediante aproximaciones funcionales para determinar su posible participación en la resistencia al malatión. Debido a que la cepa susceptible no fue incluida en los análisis bioquímicos, las diferencias enzimáticas observadas entre las poblaciones de campo no permiten establecer relaciones causales con mecanismos específicos de resistencia. En conjunto, los resultados demuestran la existencia de respuestas toxicológicas y bioquímicas diferenciadas entre poblaciones de *M. domestica* procedentes de ambientes contrastantes y respaldan la utilidad de integrar el monitoreo toxicológico y bioquímico en la vigilancia de la resistencia.

AGRADECIMIENTOS. Los autores agradecen al Centro Regional de Investigación en Salud Pública y a la Facultad de Ciencias Químicas, Campus IV, Benemérita Universidad Autónoma de Chiapas (UNACH), por brindarnos instalaciones de laboratorio y apoyo técnico. También reconocemos a los productores agrícolas y al personal del relleno sanitario en Tapachula, Chiapas, por permitir el acceso a los sitios de muestreo y facilitar el trabajo de campo.

LITERATURA CITADA

Abbas, N., & Hafez, A. M. (2023) Alpha-cypermethrin resistance in *Musca domestica*: resistance instability, realized heritability, and cross-resistance. *Insects*, 14 (3), 233. https://doi.org/10.3390/insects14030233

Abbas, N., Shad, S. A., Ismail, M., Razaq, M., Waheed, A. (2021**)** First evaluation of field evolved resistance to commonly used insecticides in house fly populations from Saudi Arabian dairy farms. *Insects,* 12 (12), 1120. https://doi.org/10.3390/insects12121120

Abbas, N., Ali Shad, S., Ismail, M. (2015) Resistance to conventional and new insecticides in house flies. *Journal of Economic Entomology*, 108 (2), 826–833. https://doi.org/10.1093/jee/tou057

Abobakr, Y., Al-Hussein, F. I., Bayoumi, A. E., Alzabib, A. A., Al-Sarar, A. S. (2022) Organophosphate insecticide resistance in field populations of house flies, *Musca domestica* L.: Levels of resistance and acetylcholinesterase activity. *Insects,* 13 (2), 192. https://doi.org/10.3390/insects13020192

Arriaga, A. A. M., Cortez-Madrigal, H. (2018) Susceptibility of *Musca domestica* larvae and adults to entomopathogenic nematodes (Rhabditida: Heterorhabditidae, Steinernematidae) native to Mexico. *Journal of Vector Ecology*, 43 (2), 312–320. https://doi.org/10.1111/jvec.12315

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

Carvalho, C. J. B. D., Mello-Patiu, C. A. D. (2008) Key to the adults of the most common forensic species of Diptera in South America. *Revista Brasileira de Entomologia*, 52 (3), 390–406. https://doi.org/10.1590/S0085-56262008000300012

Casida, J. E., Durkin, K. A. (2013) Neuroactive insecticides: Targets, selectivity, resistance, and secondary effects. *Annual Review of Entomology, 58*, 99–117. https://doi.org/10.1146/annurev-ento-120811-153645

Ceden, C. J., Rutz, D. A., Scott, J. C., Long, S. J. (1992) Susceptibility of house flies (Diptera: Muscidae) and five pupal parasitoids (Hymenoptera: Pteromalidae) to abamectin and seven commercial insecticides. *Journal of Economic Entomology*, 85 (2), 435–440. https://doi.org/10.1093/jee/85.2.435

Claudianos, C., Russell, R. J., Oakeshott, J. G. (1999) The same amino acid substitution in orthologous esterases confers organophosphate resistance on the house fly and a blowfly. *Insect Biochemistry and Molecular Biology*, 29 (8), 675–686. https://doi.org/10.1016/S0965-1748(99)00035-1

Fournier, D., Mutero, A. (1994) Modification of acetylcholinesterase as a mechanism of resistance to insecticides. *Comparative Biochemistry and Physiology Part C: Pharmacology, Toxicology and Endocrinology*, 108 (1), 19–31. https://doi.org/10.1016/1367-8280(94)90084-1

Fukuto, T. R. (1990) Mechanism of action of organophosphorus and carbamate insecticides. *Environmental Health Perspectives*, 87, 245–254.

Geden, C. J., Nayduch, D., Scott, J. G., Burgess IV, E. R., Gerry, A. C., Kaufman, P. E., Machtinger, E. T. (2021) House fly (*Diptera: Muscidae*): Biology, pest status, current management prospects, and research needs. *Journal of Integrated Pest Management*, 12 (1), 39. https://doi.org/10.1093/jipm/pmaa021

Gehrke-Vélez, M., Castillo-Vera, A., Ruiz-Bello, C., Moreno-Martínez, J. L., Moreno-Basurto, G. (2012) Delayed self-incompatibility causes morphological alterations and crop reduction in 'Ataúlfo' mango (*Mangifera indica* L.). *New Zealand Journal of Crop and Horticultural Science*, 40 (4), 215–227. https://doi.org/10.1080/01140671.2011.632423

Graczyk, T. K., Knight, R., Tamang, L. (2005) Mechanical transmission of human protozoan parasites by insects. *Clinical Microbiology Reviews*, 18 (1), 128–132. https://doi.org/10.1128/CMR.18.1.128-132.2005

Greenberg, B. (1971) *Flies and disease. Volume I: Ecology, classification, and biotic associations*. Princeton University Press.

Hamidou Leyo, I., Moussa Ousmane, Z., Noël, G., Francis, F., Caparros Megido, R. (2021) Breeding enhancement of Musca domestica L. 1758: Egg load as a measure of optimal larval density. *Insects*, 12 (11), 956. https://doi.org/10.3390/insects12110956

Hemingway, J., Ranson, H. (2000) Insecticide resistance in insect vectors of human disease. *Annual Review of Entomology*, 45, 371–391. https://doi.org/10.1146/annurev.ento.45.1.371

Hinkle, N. C., Hogsette, J. A. (2021) A review of alternative controls for house flies. *Insects*, 12 (11), 1042. https://doi.org/10.3390/insects12111042

Kaufman, P. E., Scott, J. G., Rutz, D. A. (2001) Monitoring insecticide resistance in house flies (Diptera: Muscidae) from New York dairies. *Pest Management Science*, 57 (6), 514–521. https://doi.org/10.1002/ps.319

Khamesipour, F., Lankarani, K. B., Honarvar, B., Kwenti, T. E. (2018) A systematic review of human pathogens carried by the housefly (*Musca domestica* L.). *BMC Public Health, 18*, 1049. https://doi.org/10.1186/s12889-018-5934-3

Krestonoshina, K., Melnichuk, A., Kinareikina, A., Maslakova, K., Yangirova, L., Silivanova, E. (2024) P450 monooxygenase activity and *CYP6D1* expression in a chlorfenapyr-resistant strain of *Musca domestica*. *Insects*, 15 (6), 461. https://doi.org/10.3390/insects15060461

Kristensen, M., Huang, J., Qiao, C. L., Jespersen, J. B. (2006) Variation of Musca domestica L. acetylcholinesterase in Danish housefly populations. *Pest Management Science: formerly Pesticide Science*, 62 (8), 738–745. https://doi.org/10.1002/ps.1231

Li, X., Schuler, M. A., Berenbaum, M. R. (2007) Molecular mechanisms of metabolic resistance to synthetic and natural xenobiotics. *Annual Review of Entomology*, 52, 231–253. https://doi.org/10.1146/annurev.ento.51.110104.151104

Liu, N., Brown, D. J. (2026) Insecticide resistance in the house fly (*Musca domestica*): Metabolic detoxification, key genes, and regulatory characterization. *Current Opinion in Insect Science, 76*, 101510. https://doi.org/10.1016/j.cois.2026.101510

Nihei, S. S., de Carvalho, C. J. B. (2009) The Muscini flies of the world (Diptera, Muscidae): identification key and generic diagnoses. *Zootaxa*, 1976 (1), 1–24. https://doi.org/10.11646/zootaxa.1976.1.1

Oz, E. (2024) Evaluation of cyfluthrin and etofenprox resistance in house fly *Musca domestica* populations in Antalya, Türkiye. *Biology*, *13* (10), 767. https://doi.org/10.3390/biology13100767

Pai, H. H., Chang, C. Y., Lin, K. C., Hsu, E. L. (2023) Rapid insecticide resistance bioassays for three major urban insects in Taiwan. *Parasites & Vectors*, 16, 447. https://doi.org/10.1186/s13071-023-06055-x

Penilla, P. R., Rodriguez, A. D., Hemingway, J., Torres, J. L., Arredondo-Jiménez, J. I., Rodriguez, M. H. (1998) Resistance management strategies in malaria vector mosquito control. Baseline data for a large-scale field trial against Anopheles albimanus in Mexico. *Medical and veterinary entomology*, 12b (3), 217–233. https://doi.org/10.1046/j.1365-2915.1998.00123.x

R Core Team (2025) *R: A language and environment for statistical computing*. R Foundation for Statistical Computing, Vienna, Austria. https://www.R-project.org

Roca Acevedo, G., Zapater, M., Toloza, A. C. (2009) Insecticide resistance of house fly, *Musca domestica* (L.) from Argentina. *Parasitology Research*, 105 (2), 489–493. https://doi.org/10.1007/s00436-009-1425-x

Rocha, F. H., Infante, F., Quilantán, J., Goldarazena, A., Funderburk, J. E. (2012). Ataulfo mango flowers contain a diversity of thrips (Thysanoptera). *Florida Entomologist*, 95 (1), 171–178. https://doi.org/10.1653/024.095.0126

Rocha, F. H., Infante, F., Castillo, A., Ibarra-Núñez, G., Goldarazena, A., Funderburk, J. E. (2015) Natural enemies of the *Frankliniella* complex species (Thysanoptera: Thripidae) in Ataulfo mango agroecosystems. *Journal of Insect Science,* 15 (1), 114. https://doi.org/10.1093/jisesa/iev096

Scott, J. G. (2017) Evolution of resistance to pyrethroid insecticides in *Musca domestica*. *Pest Management Science*, 73 (4), 716–722. https://doi.org/10.1002/ps.4328

Scott J. G., Leichter C. A., Rinkevich F. D., Harris S. A., Su C., Aberegg L. C., Moon R., Geden C. J., Gerry A. C., Taylor D. B., Byford R. L., Watson W., Johnson G., Boxler D., Zurek L. (2013) Insecticide resistance in house flies from the United States: Resistance levels and frequency of pyrethroid resistance alleles. *Pesticide Biochemistry and Physiology* 107(3), 377–384. https://doi.org/10.1016/j.pestbp.2013.10.006

Walsh, S. B., Dolden, T. A., Moores, G. D., Kristensen, M., Lewis, T., Devonshire, A. L., Williamson, M. S. (2001) Identification and characterization of mutations in housefly (*Musca domestica*) acetylcholinesterase involved in insecticide resistance. *Biochemical Journal*, 359 (1), 175–181. https://doi.org/10.1042/0264-6021:3590175

Wang, J. N., Hou, J., Wu, Y. Y., Guo, S., Liu, Q. M., Li, T. Q., Gong, Z. Y. (2019) Resistance of house fly, Musca domestica L. (Diptera: Muscidae), to five insecticides in Zhejiang province, China: the situation in 2017. *Canadian Journal of Infectious Diseases and Medical Microbiology*, 2019 (1), 4851914. https://doi.org/10.1155/2019/4851914

Wei, S. H., Clark, A. G., Syvanen, M. (2001) Identification and cloning of a key insecticide-metabolizing glutathione S-transferase (MdGST-6A) from a hyper insecticide-resistant strain of the housefly *Musca domestica*. *Insect Biochemistry and Molecular Biology*, 31 (12), 1145–1153. https://doi.org/10.1016/S0965-1748(01)00059-5

Xin, J., Brown, D., Wang, Y., Wang, X., Li, M., Li, T., Liu, N. (2024) Unveiling the Role of Two Rhodopsin-like GPCR Genes in Insecticide-Resistant House Flies, *Musca domestica*. *International Journal of Molecular Sciences*, 25 (19), 10618. https://doi.org/10.3390/ijms251910618

Zhang, Y., Li, J., Ma, Z., Shan, C., Gao, X. (2018) Multiple mutations and overexpression of the MdaE7 carboxylesterase gene associated with male-linked malathion resistance in housefly, Musca domestica (Diptera: Muscidae). *Scientific Reports*, 8(1), 224. https://doi.org/10.1038/s41598-017-17325-x