



Investigación y Ciencia

ISSN: 1665-4412

ISSN: 2521-9758

revistaiyc@correo.uaa.mx

Universidad Autónoma de Aguascalientes

México

García-Burgos, Enrique; Landeros-Flores, Jerónimo; Cerna-Chávez, Ernesto; Ochoa-Fuentes, Yisa María; Aguirre-Uribe, Luis Alberto; Guevara-Acevedo, Luis Patricio; Rodríguez-Pérez, Gilberto
Enzimas detoxificantes asociadas con la resistencia del pulgón amarillo (*Melanaphis sacchari*) a insecticidas en el centro del estado de Guanajuato, México

Investigación y Ciencia, vol. 28, núm. 79, 2020, pp. 5-13

Universidad Autónoma de Aguascalientes

México

Disponible en: <https://www.redalyc.org/articulo.oa?id=67462875013>

- ▶ Cómo citar el artículo
- ▶ Número completo
- ▶ Más información del artículo
- ▶ Página de la revista en [redalyc.org](https://www.redalyc.org)

UAEM
redalyc.org

Sistema de Información Científica Redalyc

Red de Revistas Científicas de América Latina y el Caribe, España y Portugal
Proyecto académico sin fines de lucro, desarrollado bajo la iniciativa de acceso abierto

Enzimas detoxificantes asociadas con la resistencia del pulgón amarillo (*Melanaphis sacchari*) a insecticidas en el centro del estado de Guanajuato, México

Detoxification enzymes associated with the resistance of the yellow aphid (*Melanaphis sacchari*) to insecticides in central region of Guanajuato state, Mexico

Enrique García-Burgos*, Jerónimo Landeros-Flores**, Ernesto Cerna-Chávez**✉, Yisa María Ochoa-Fuentes**, Luis Alberto Aguirre-Uribe**, Luis Patricio Guevara-Acevedo***, Gilberto Rodríguez-Pérez***

García-Burgos, E., Landeros-Flores, J., Cerna-Chávez, E., Ochoa-Fuentes, Y. M., Aguirre-Uribe, L. A., Guevara-Acevedo, L. P., & Rodríguez-Pérez, G. (2020). Enzimas detoxificantes asociadas con la resistencia del pulgón amarillo (*Melanaphis sacchari*) a insecticidas en el centro del estado de Guanajuato, México. *Investigación y Ciencia de la Universidad Autónoma de Aguascalientes*, 28(79), 5-13.

RESUMEN

El pulgón amarillo (*Melanaphis sacchari*) considerado como la plaga más devastadora en el cultivo del sorgo, se ha extendido por casi todo el territorio mexicano provocando bajos rendimientos, especialmente en los lugares con mayor producción agrícola. En el estado de Guanajuato ha ocasionado severos daños y debido a la importancia del cul-

tivo y al perjuicio generado, se ha convertido en un grave problema. Su control se basa principalmente en el método químico y debido a esta situación para controlarlo, los insecticidas pueden conferirle desarrollo de resistencia a los diferentes ingredientes activos utilizados para su control. Por tal motivo, el objetivo fue cuantificar cinco enzimas detoxificantes en 13 municipios del estado de Guanajuato. Las enzimas con mayor presencia fueron α -esterasas, β -esterasas, además de oxidases.

ABSTRACT

The yellow aphid (*Melanaphis sacchari*) considered the most devastating pest in sorghum cultivation, and it has spread throughout most of the mexican territory causing low yields, especially in the places with the highest agricultural production. In the state of Guanajuato, it has caused severe damage, and due to the importance of the crop and the harm generated, it has become a serious problem. Its control is based mainly on the chemical methods, which can cause the development of resistance to the different active ingredients used for its control. For this reason, the objective of the present work was to quantify the activity of five detoxifying enzymes in samples of insect collected in 13 municipalities of the state of Guanajuato. The enzyme activities that were most frequently detected were α and β -Esterases, as well as oxidases.

Recibido: 4 de diciembre de 2018 Aceptado: 29 de octubre de 2019

* Maestría en Ciencias en Parasitología Agrícola, Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. Calzada Antonio Narro 1923, Buenavista, C. P. 25315, Saltillo, Coahuila, México. Correo electrónico: enriquega_16@hotmail.com. ORCID: <http://orcid.org/0000-0001-9738-8352>

** Departamento de Parasitología, Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. Calzada Antonio Narro 1923, Buenavista, C. P. 25315, Saltillo, Coahuila, México. Correo electrónico: jlanflo@uuaan.mx; jabaly1@yahoo.com; yisa8@yahoo.com; luisaguirre@yahoo.com.mx. ORCID: <http://orcid.org/0000-0001-7924-4443>; <http://orcid.org/0000-0003-2263-4322>; <http://orcid.org/0000-0001-7859-8434>; <http://orcid.org/0000-0001-8462-1012>

*** Instituto Tecnológico de Roque, Km 8 Carretera Celaya-Juventino Rosas, Celaya, C. P. 38110, Guanajuato, México. Correo electrónico: lpguevara@itroque.edu.mx; gRodríguez263@hotmail.com. ORCID: <http://orcid.org/0000-0002-4013-472x>; <http://orcid.org/0000-0003-2297-8598>

✉ Autor para correspondencia.

INTRODUCCIÓN

El estado de Guanajuato es el segundo productor de sorgo en el país, con 159,694 ha sembradas en seis regiones y una producción estimada de 886,206.99 t, como lo establece el Comité Estatal de Sanidad Vegetal de Guanajuato (CESAVEG, 2015). La región Centro representa 71.5% de la superficie total sembrada en el estado de Guanajuato. La presencia de áfidos reduce los rendimientos en la producción de sorgo (Blackman & Eastop, 2000). El CESAVEG (2015) reportó incidencias de 42.09% en la producción del grano en el estado. El control de esta plaga es importante, ya que puede dañar toda la producción debido a la pérdida de savia como daño directo y el cúmulo de mielecilla sobre las hojas (Singh, Padmaja, & Seetharam, 2004) o la potencial transmisión de enfermedades virales (Rott, Mirkov, Schenck, & Girard, 2007), como daño indirecto.

El método más utilizado para el control del pulgón amarillo es la aplicación de productos químicos, los cuales en ocasiones son ineficientes y pueden afectar negativamente a sus enemigos naturales (Rodríguez-del-Bosque & Terán, 2015). Este método está basado en el uso de materias activas como imidacloprid, sulfoxaflor, spirotetramat, thiamethoxan y metamidofos. Aunque su uso puede controlar esta plaga, el uso recomendado de aplicaciones cada 20 días promueve la resistencia a los productos químicos en las poblaciones de insectos.

Está demostrado que la resistencia se debe al incremento de la actividad metabólica de la plaga. Estos mecanismos de resistencia metabólica no están ligados a ningún punto de acción específico trabajando en diferentes estructuras químicas de la molécula insecticida (grupos carboxilo, metil, ester, etc.) y, por tanto, pueden conferir resistencia a insecticidas de más de un grupo de diferente modo de acción. Las principales enzimas que se encuentran realizando estos mecanismos son esterasas, mono-oxigenasas, citocromo P450, y glutatión S-transferasas.

Los insectos resistentes pueden tener elevados niveles de una enzima en particular o formas alteradas de la que metaboliza al plaguicida a un nivel más rápido que la forma no alterada, como lo indica la Organización de las Naciones Unidas Para la Agricultura y la Alimentación (FAO, 2012). Sin embargo, la mayor parte de mecanismos de resistencia en común la constituye la resistencia metabólica, con

un aumento en las actividades de esterasas, glutatión-S-transferasas, acetilcolinesterasa y oxidasa (Bass & Field, 2011; Li, Schuler, & Berenbaum, 2007).

Se sabe que las esterasas están implicadas en resistencia a organofosforados, carbamatos y piretroides debida a mutaciones puntuales, duplicaciones genéticas, regulación de la expresión, a una combinación de los tres mecanismos (Li et al., 2007) y a los insecticidas como reguladores del crecimiento de insectos (IGR), imidacloprid o toxinas de *Bacillus thuringiensis* (Oakeshott, Claudianos, Campbell, Newcomb, & Russell, 2005). Para el caso de glutatión S-transferasas se cree que están implicadas en la resistencia a varias clases de insecticidas, incluyendo organoclorados, organofosforados y piretroides (Vontas, Small, & Hemingway, 2001), además se ha asociado como uno de los mecanismos de resistencia a los insecticidas carbamatos.

Por otro lado, Bisset (2002) menciona que las oxidasa están implicadas como el factor principal en muchos casos de resistencia metabólica a carbamatos y también detoxifican insecticidas organofosforados, mientras que la acetilcolinesterasa produce un amplio espectro de resistencia a la mayoría de los organofosforados y en mayor medida a los carbamatos. Se puede mencionar que en la región productora del centro del estado de Guanajuato se realizan hasta seis aplicaciones de insecticida por temporada de diferentes grupos químicos, por lo que se espera que dentro de las poblaciones exista una sobreexpresión de alguna de las enzimas detoxificantes antes mencionadas como responsable de la resistencia a insecticidas.

El objetivo de esta investigación fue cuantificar los niveles enzimáticos detoxificativos del pulgón amarillo que inducen resistencia a insecticidas sintéticos en las regiones productoras de sorgo en la región centro del estado de Guanajuato.

MATERIALES Y MÉTODOS

Se identificaron parcelas de sorgo invadidas de pulgón amarillo en los municipios de Abasolo, Cuerámaro, Huanímaro, Irapuato, León, Manuel Doblado, Pénjamo, Purísima del Rincón, Romita, Salamanca, San Francisco del Rincón, Silao y Valle de Santiago, municipios pertenecientes a la región centro del estado de Guanajuato durante el ciclo primavera-verano 2017. En cada municipio se ob-

tuvieron cinco muestras de diferentes localidades; estos consistieron en llenar un tubo Eppendorf de 1.5 ml con adultos ápteros, colocarlos en hieleras para evitar su deshidratación y trasladarlos al laboratorio de toxicología del Departamento de Parasitología de la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro, donde se realizó la identificación según las características señaladas en la *Guía ilustrada para la identificación de los pulgones (Hemíptera: Aphididae) de cereales de México*, realizada por Peña Martínez et al. (2017).

Se almacenaron a una temperatura de -20 °C hasta obtener la cuantificación de enzimas detoxificativas. Para conocer la cantidad de pulgones o tejido a utilizar, se empleó la metodología descrita por Hernández-Bautista, Arredondo-Pérez, Cerna-Chávez, Ochoa-Fuentes y Navarro-Campos (2016), donde se reportó la cantidad comprendida en µg/ml de proteína encontrada en el rango de 80 a 120 µg/ml, como de 15 insectos. Una vez calculada la cantidad de insectos a emplear, se determinaron los niveles de α -esterasas (α -est), β -esterasas (β est), oxidases (Oxid), acetilcolinesterasas (ACh) y glutatión S-transferasas (GST) utilizando las metodologías descritas por Brogdon (1988), Brogdon y Barber (1990) y Brogdon, McAllister y Vulule (1997).

Niveles enzimáticos

Para la determinación de alfa (α) y beta (β) esterasas en cada pozo de una microplaca se colocaron 100 µl de homogenato, se agregaron 100 µl de acetato de alfa o beta-naftil (Sigma-Cas 830-81-9), se dejó incubar por 10 min, se agregaron 100 µl de fast-blue, se volvió a incubar durante 2 min a temperatura ambiente y se leyó la absorbancia en el lector de placas usando un filtro de 540 nm. En cuanto a las oxidases, se colocaron 100 µl de homogenato, se agregaron 200 µl de TMZ (Tetramethyl-Benzidina Di-hydrochloride) (Sigma- Cas 54827-17-7), agregando una gota de 25 µl de agua oxigenada (H₂O₂); se dejó incubar 5 min y se leyeron con un filtro de 620 nm. Para las GST se colocaron 100 µl de homogenato, se agregaron 100 µl de L- glutathion Reduced (Sigma- Cas 70-18-8), y 100 µl de CDNB (1 - cloro-2,4 dinitrobenceno) (Sigma- Cas 97-00-7), se leyó inmediatamente que fue tiempo cero (T0) usando un filtro de 340 nm; se volvió a leer transcurridos 5 min (T5).

Para el análisis de resultados se sacó la diferencia entre ambos tiempos (T5-T0) y los resultados negativos se consideraron como cero. Por último, para ACh

se colocaron 100 µl de homogenato, se agregaron 100 µl de acetilcolina-yodisada (Sigma- Cas 2260-50-6) y 100 µl de DNTB (Ácido-Ditio-Bis-Nitrobenzoico) (Sigma- Cas 69-783); se leyeron en tiempo cero (T0) usando un filtro de 414 nm; transcurridos 10 min (T10) se volvió a leer. Para el análisis de resultados se obtuvo la diferencia entre ambos tiempos (T10-T0) y los resultados negativos se consideraron como cero.

Se estableció una proporción de resistencia con las absorbancias de cada enzima, se realizó una distribución de frecuencias y según el modelo de Montella et al. (2007) con pequeñas modificaciones, tomando como base los percentiles de todas las muestras y absorbancias, de cada una de las enzimas (dependiendo del tipo de enzima), para las α -esterasas los valores fueron >0.6000 escala 1, >0.8000 escala 2, >1.0000 escala 3, >1.2000 escala 4 y <1.25 escala 5. Para las enzimas β -esterasas fueron >0.8000 escala 1, >0.9000 escala 2, >1.0000 escala 3, >1.2000 escala 4 y <1.25 escala 5. Para las oxidases fueron >0.2000 escala 1, >0.2500 escala 2, >0.3000 escala 3, >0.4000 escala 4 y >0.5000 escala 5.

Para la acetilcolinesterasa los valores fueron >0.0050 escala 1, >0.0150 escala 2, >0.0300 escala 3, >0.0400 escala 4 y >0.0600 escala 5. Finalmente, para las glutatión S-transferasa fueron >0.0130 escala 1, >0.0200 escala 2, >0.0300 escala 3, >0.0400 escala 4 y >0.0600 escala 5 (1: proporción nula; 2: ligera; 3: moderada; 4: alta y 5: muy alta). Por último, se realizó un ANOVA, cuando indicó que había diferencia significativa entre los tratamientos se aplicó la prueba de Tukey ($P= 0.05$), para la comparación de las medias, utilizando el programa estadístico R versión 3.3.1. Se utilizó el método UPGMA (media aritmética no ponderada) para calcular las distancias de la presencia de enzimas y generar los grupos más compactos y homogéneos y así diferenciar los grupos de enzimas dentro de las poblaciones.

Este método es eficiente, ya que genera conglomerados equilibrados y de tamaño pequeño, además de que tiene interpretación sencilla (Peña Martínez et al., 2017); para este método se utilizó el programa Statistic (versión 6.0) en la generación de dendrogramas. El criterio tomado para la distancia de corte y definición de grupos en su realización fue establecido sobre el número óptimo de grupos cuando se produjeron saltos bruscos en las distancias.

RESULTADOS

Para los niveles enzimáticos (tabla 1), las α -est en el municipio de Silao presentaron el mayor valor con 1.0641, seguido de Irapuato y Huanímaro con medias de 1.0556 y 1.0159, respectivamente; de acuerdo con la clasificación de resistencia de Montella et al. (2007), estos tres municipios presentaron los valores de resistencia *alta* y no fueron significativamente diferentes entre sí. Por otra parte, la localidad de León presenta un promedio de 0.5768, que de acuerdo

con la escala de clasificación se encuentra en el nivel 1, que es *nula*.

Para el caso de las β -est, los municipios de Salamanca e Irapuato presentaron una detoxificación muy alta en la escala de Montella et al. (2007) y un valor promedio de 1.2612 y 1.2418, respectivamente. Caso contrario con los municipios de Valle de Santiago, que obtuvo un promedio de 0.8984, seguido de Pénjamo, con valor de 0.8729 y Abasolo, León, Manuel Doblado y Silao con 0.8322, 0.8134, 0.8121 y 0.7822, respectivamente, con un valor 2 en la clasificación de resistencia, que es *ligera*.

Tabla 1

Comparación de medias del contenido enzimático de *M. sacchari* y escala de clasificación de resistencia de la región centro del estado de Guanajuato

No.	Municipio	Niveles enzimáticos									
		α - esterasas		β - esterasas		Glutatión S-transferasa		Acetilcolinesterasa		Oxidasas	
		Absorbancias \pm SD	Escala	Absorbancias \pm SD	Escala	Absorbancias \pm SD	Escala	Absorbancias \pm SD	Escala	Absorbancias \pm SD	Escala
1	Abasolo	0.8478 \pm 0.0736 bc	3	0.8322 \pm 0.1075 efg	2	0.0040 \pm 0.0059 e	1	0.0217 \pm 0.0198 a	3	0.3172 \pm 0.0843 ab	3
2	Cuerámaro	0.8843 \pm 0.1208 bc	3	1.0976 \pm 0.1510 b	4	0.0195 \pm 0.0152 ab	2	0.0079 \pm 0.0090 c	2	0.2286 \pm 0.0358 f	1
3	Huanímaro	1.0159 \pm 0.1787 a	4	0.9444 \pm 0.1130 cd	3	0.0115 \pm 0.0098 cd	1	0.0068 \pm 0.0069 c	2	0.2475 \pm 0.0532 ef	1
4	Irapuato	1.0556 \pm 0.1288 a	4	1.2418 \pm 0.1270 a	5	0.0119 \pm 0.0088 cd	1	0.012 \pm 0.0233 bc	2	0.2534 \pm 0.0540 def	2
5	León	0.5768 \pm 0.0651 g	1	0.8134 \pm 1033 fg	2	0.0190 \pm 0.0192 ab	2	0.0104 \pm 0.0156 bc	2	0.2285 \pm 0.0440 f	1
6	Manuel Doblado	0.6858 \pm 0.1055 f	2	0.8121 \pm 0.1199 fg	2	0.0133 \pm 0.0078 bc	2	0.0075 \pm 0.0111 c	2	0.2515 \pm 0.0695 def	2
7	Pénjamo	0.9138 \pm 0.1022 b	3	0.8729 \pm 0.0748 ef	2	0.0257 \pm 0.0078 a	3	0.0064 \pm 0.0078 c	2	0.2489 \pm 0.0480 ef	1
8	Purísima del Rincón	0.8626 \pm 0.0866 bcd	3	0.9954 \pm 0.1239 c	3	0.0038 \pm 0.0046 e	1	0.0127 \pm 0.0114 bc	2	0.3077 \pm 0.0577 abc	2
9	Romita	0.8185 \pm 0.1062 cd	3	0.9866 \pm 0.0990 c	3	0.0147 \pm 0.0126 bc	2	0.0186 \pm 0.0156 ab	3	0.2888 \pm 0.0689 bcd	2
10	Salamanca	0.6784 \pm 0.1017 f	2	1.2612 \pm 0.0887 a	5	0.0235 \pm 0.0119 a	3	0.0049 \pm 0.0056 c	1	0.3268 \pm 0.0604 a	3
11	San Fco. del Rincón	0.7453 \pm 0.1075 ef	2	1.0700 \pm 0.1412 b	4	0.0111 \pm 0.0135 cd	1	0.0085 \pm 0.0096 c	2	0.293 \pm 0.0629 abc	2
12	Silao	1.0641 \pm 0.1202 a	4	0.7822 \pm 0.0883 g	2	0.0145 \pm 0.0155 bc	2	0.0172 \pm 0.0093 ab	3	0.2914 \pm 0.0586 abc	2
13	Valle de Santiago	0.8100 \pm 0.0782 ef	3	0.8984 \pm 0.0756 de	2	0.0051 \pm 0.0076 de	1	0.0105 \pm 0.0115 bc	2	0.2709 \pm 0.0584 cde	2

Nota: SD: Desviación estándar. Escala: Escala de clasificación de resistencia de acuerdo a Montella et al. (2007). 1: Nula 2: Ligera 3: Moderada 4: Alta 5: Muy Alta. Valores con la misma letra son iguales estadísticamente al nivel de significancia de 0.05.

Elaboración propia.

En cuanto a la enzima GST, los municipios de Pénjamo y Salamanca presentan resistencia *moderada*, con valores de 0.0257 y 0.0235, respectivamente. Lo contrario fue para Irapuato con 0.0119, Huanímaro con 0.0115 y San Francisco del Rincón, Valle de Santiago, Abasolo y Purísima del Rincón con 0.0111, 0.0051, 0.0040 y 0.0038, respectivamente, con valor 1 en la escala de clasificación de resistencia, correspondiente a *nula*.

Los municipios de Abasolo, Romita y Silao observaron los mayores valores para la enzima ACH, con 0.0217, 0.0186 y 0.0172, respectivamente, con valor de 3 en la escala de clasificación de resistencia, que corresponde a *moderada*. El caso contrario fue Salamanca, que reportó 0.0049, en cuanto a la

clasificación de resistencia 1, que es *nula* (tabla 1). Para el caso de las oxidasas, Salamanca y Abasolo presentaron los valores más altos con 3 en la escala de resistencia, que corresponde a *moderada*, con 0.3268 y 0.3172, respectivamente. Por otra parte, Pénjamo, Irapuato, Huanímaro y Cuerámaro, fueron los municipios que con los valores más bajos (0.2489, 0.2534, 0.2475 y 0.2286) presentaron resistencia 1, que corresponde a *nula*.

El municipio de Salamanca obtuvo los mayores valores para las enzimas en estudio, además es el municipio en el que mayor superficie de sorgo se siembra, con 19,588 ha, que corresponde a 12% de toda la superficie sembrada en el estado y con la que se han obtenido rendimientos de 6.58 t/ha de

acuerdo con el SIAP (2017). En comunicación personal con técnicos de MasAgro Guanajuato, mencionan que en este lugar se tiene alta tecnología en producción de sorgo y que los productores realizan de tres a cuatro aplicaciones de insecticidas para el control de pulgón amarillo.

En la figura 1 se observa que se formaron tres grupos principales de las 13 poblaciones. El primero constituido por enzimas GST y ACH, las que se observaron estrechamente relacionadas, lo que indica que en las poblaciones en estudio, estas no juegan un papel importante en la detoxificación de insecticidas, ya que presentaron promedios desde 0.0112 hasta 0.0137. El segundo grupo lo integraron GST, ACH y oxidasa con valores desde 0.0112 hasta 0.2734. El tercero estuvo conformado por las enzimas α -est y β -est, con valores de 0.8430 a 0.9699, respectivamente, lo cual indica que la detoxificación a insecticidas en *Melanaphis sacchari* en la región centro del estado de Guanajuato está relacionada con la alta actividad de α -est y β -est.

En la tabla 2 se muestra la variabilidad total observada en las 13 poblaciones de *M. sacchari* con base en la determinación de las enzimas α -est, β -est, GST, ACH, oxidasa, los dos factores explicaron

el porcentaje de 62.8%. El factor 1 con 39.13% (tabla 2) presentó una mejor agrupación con respecto a las demás con 0.0090, donde los municipios que presentaron una mayor agrupación a la enzima fueron Purísima del Rincón con 0.0108, Romita con -0.0410 y Valle de Santiago con -0.0037, que presentaron asociación negativa (figura 2). El factor 2 (23.67%) (tabla 2) estuvo determinado con asociación entre los municipios de Abasolo y Pénjamo, que obtuvieron valores de 0.0794 y 0.1450, respectivamente, para la enzima ACH.

Se observa que las enzimas que tuvieron una mejor agrupación fueron ACH con asociación positiva de 0.0090, en agrupación con GST de -0.0078 y oxidasa de -0.0222, con coalición negativa. Los municipios que se encuentran en el círculo de estas enzimas son Abasolo (0.0744), Huanímaro (0.2390), Pénjamo (0.1450) y Purísima del Rincón (0.0108), con agrupación positiva. En caso contrario estuvieron Cuerámaro (-0.0146), Romita (-0.0410) y Valle de Santiago (-0.0037), con asociación negativa. Los resultados muestran la diversidad en la presencia enzimática de *M. sacchari* en los 13 municipios muestreados correspondientes a la región centro del estado de Guanajuato.

Tabla 2

Componentes principales de 13 poblaciones de *M. sacchari* de la región centro del estado de Guanajuato, México

Enzima	Factor 1	Factor 2
Alfa-esterasas (α -est)	0.3173	-0.0263
Beta-esterasas (β -est)	-0.3410	-0.8632
Glutatión S-transferasa (GST)	-0.8424	-0.0128
Acetilcolinesterasa (ACH)	0.8740	0.1089
Oxidasas (Oxi)	0.5690	-0.6520
Total	39.13	23.67

Nota: Elaboración propia.

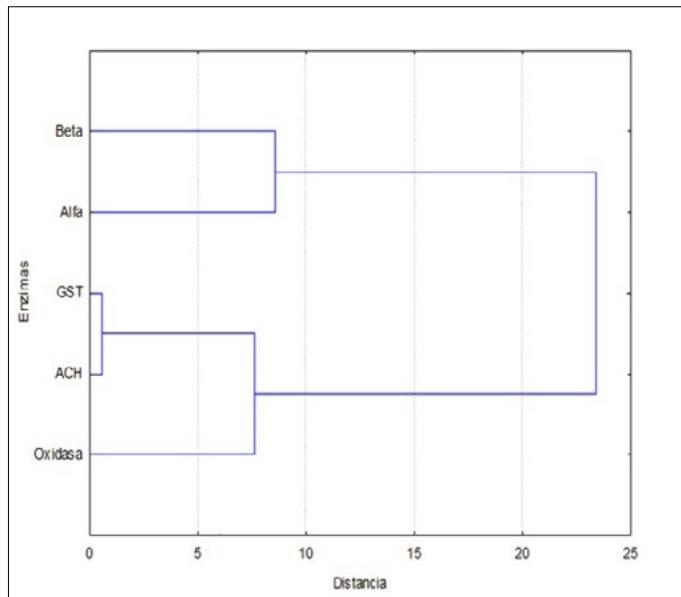


Figura 1. Dendrograma generado con base en datos obtenidos de pulgón amarillo (*M. sacchari*) en 13 municipios de la región centro del estado de Guanajuato.

Elaboración propia.

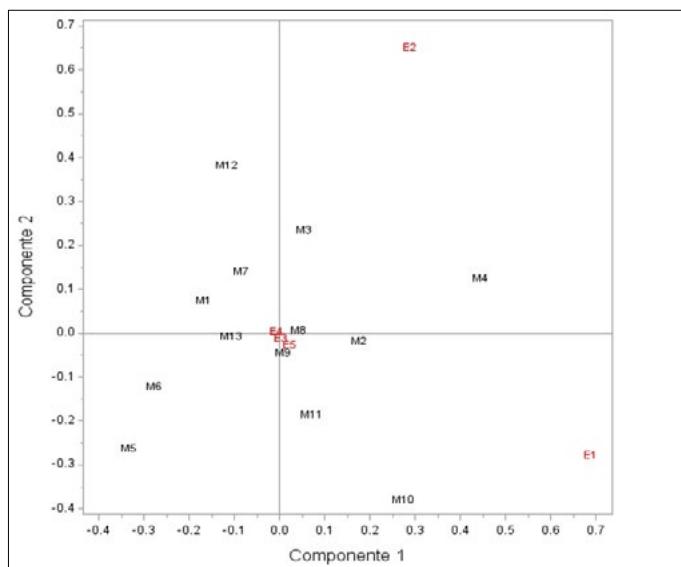


Figura 2. Dispersión de los niveles enzimáticos de α -est, β -est, GST, ACH y Oxid presentes en *M. sacchari* de 13 municipios de la región centro del estado de Guanajuato.

Elaboración propia.

DISCUSIÓN

Los α -est en los municipios de Silao, Irapuato y Huanímaro presentaron los valores más altos, que de acuerdo con la clasificación de proporción de

resistencia se clasifica como alta. Estos valores son similares con los reportados por Flores et al. (2006) en un trabajo con mosquitos de *Aedes aegypti* L., los cuales mostraron niveles enzimáticos elevados característicos de los mecanismos de resistencia de α -est en poblaciones que se han expuesto a piretroides y organofosforados.

Para el caso de las β -est, en Salamanca (figura 3) e Irapuato clasificaron en la categoría muy alta. Estos valores concuerdan con los reportados por Criniti et al. (2008), quienes reportaron que diferentes poblaciones de *Myzus persicae* tienen una elevada producción de esterasas, las cuales secuestran y detoxifican insecticidas con grupos estéricos. De igual manera, Ponce-García, Badii, Roberto y Flores (2009) dedujeron que las β -est son el mecanismo que registra los valores más altos en adultos de *Aedes albopictus* (Skuse) expuestos a piretroides y organoclorados.



Figura 3. Colecta de material biológico en la comunidad El Nacimiento, perteneciente al municipio de Salamanca, Guanajuato, México.

Fotografía del equipo de investigación.

En cuanto a la enzima GST, las plantas de Pénjamo y Salamanca presentaron una resistencia moderada, el resto nula. Estos valores tienen similitud con los reportados por Rodríguez, Bisset, Molina, Díaz y Soca (2001) en cepas de *A. Aegypti*, donde se muestra que la frecuencia de aparición del mecanismo GST es muy baja. Lo atribuyen a que este mecanismo de detoxificación interviene generalmente en la resistencia a organofosforados, pero en las cepas estudiadas el mecanismo de esterasas elevadas fue el de mayor frecuencia en estas poblaciones y principal responsable de la resistencia a organofosforados.

Para la ACH, en los cultivos de Abasolo, Romita y Silao se clasificaron en escala 3, que corresponde a resistencia moderada. Al respecto, Bisset (2002) menciona que este mecanismo produce un amplio espectro de resistencia a insecticidas organofosforados y, en mayor medida, a carbamatos. En cuanto a las oxidadas, los cultivos de Salamanca y Abasolo clasifican como resistencia moderada. El resto de municipios presentan resistencia nula. Al respecto, Guerra Pimentel, D'Antonino Faroni, Duarte Batista y Da Silva (2008) mencionan que las oxidadas juegan un papel fundamental en la detoxificación de diversos plaguicidas, participan directamente en

la inhabilitación del producto u oxidándolo para que entren otros sistemas enzimáticos y puedan ser detoxificados. Según Clark, Scott, Campos y Bloomquist (1995), las enzimas oxidativas son el principal mecanismo fisiológico de resistencia a la abamectina (figura 4).

En la figura 1 se observa que se formaron tres grupos principales: el primero con GST y ACH, con valores más bajos (0.0112 a 0.0137); el segundo con GST, ACH y oxidadas, con valores intermedios; mientras que el tercero por α -est y β -est, con puntajes más altos. Lo anterior indica que la detoxificación a insecticidas en *M. sacchari* en la región centro del estado de Guanajuato está relacionada con la alta actividad de las enzimas α -est y β -est, esto posiblemente se deba a las aplicaciones de insecticidas organofosforados y carbamatos. Pasteur y Raymound (1996) reportaron que estas dos enzimas son idóneas en la resistencia, a través de la detoxificación a estos grupos químicos. Por otro lado, Brogdon y Barber (1990) y Flores et al. (2006) reportaron que estas enzimas juegan un papel en la detoxificación o resistencia a piretroides.

CONCLUSIONES

Se observó que los municipios más sobresalientes para α -est fueron Huanímaro, Irapuato y Silao, los cuales reportaron resistencia alta; mientras que para β -est, Salamanca e Irapuato reportaron resistencia muy alta en comparación con los demás municipios, por lo que se propone reducir las aplicaciones de organofosforados y carbamatos debido a que estas enzimas son las responsables de su detoxificación. Para el caso de oxidadas, las plantas de Salamanca y Abasolo obtuvieron una resistencia moderada. Pénjamo y Salamanca sobresalieron para GST, mientras que Abasolo, Romita y Silao para ACE, las cuales se encontraron en resistencia moderada. Es posible establecer que el principal mecanismo detoxificador presente en las poblaciones del pulgón amarillo son las α y β esterasas.

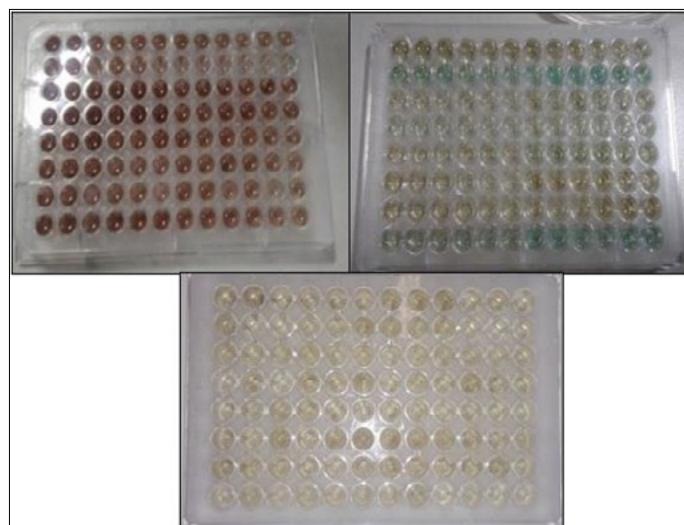


Figura 4. Tinciones al determinar α -est, β -est, ACH, GST y Oxid. Elaboración propia.

REFERENCIAS

- Bass, C., & Field, L. M. (2011). Gene amplification and insecticide resistance. *Pest Management Science*, 67(8), 886-890. doi:10.1002/ps.2189
- Bisset, J. A. (2002). Uso correcto de insecticidas: Control de la resistencia. *Revista Cubana de Medicina Tropical*, 54(3), 202-219.
- Blackman, R. L., & Eastop, V. F. (2000). *Aphids On The World's Crops: An Identification and Information Guide* (2º ed.). John Wiley & Sons Ltd.
- Brogdon, W. G. (1988). Microassay of acetylcholinesterase activity in small portions of single mosquito homogenates. *Comparative Biochemistry and Physiology. C, Comparative Pharmacology and Toxicology*, 90(1), 145-150.
- 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. B, Comparative Biochemistry*, 96(2), 339-342.
- 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.
- Clark, J. M., Scott, J. G., Campos, F., & Bloomquist, J. R. (1995). Resistance to avermectins: Extent, mechanisms, and management implications. *Annual Review of Entomology*, 40, 1-30.
- Comité Estatal de Sanidad Vegetal de Guanajuato. (2015). *Reporte de actividades de la campaña contra pulgón amarillo del sorgo*. Recuperado el 25 de febrero 2018, de www.cesaveg.org.mx/new/manual_guia%20para_el_manejo_de_pulgon_amarillo_del_sorgo.pdf
- Criniti, A., Mazzoni, E., Cassanelli, S., Cravedi, P., Tondelli, A., Bizzaro, D., & Manicardi, G. C. (2008). Biochemical and molecular diagnosis of insecticide resistance conferred by esterase, MACE, kdr and super-kdr based mechanisms in Italian strains of the peach potato aphid, *Myzus persicae* (Sulzer). *Pesticide Biochemistry and Physiology*, 90(3), 168-174.
- Flores, A. E., Grajales, J. S., Salas, I. F., García, G. P., Becerra, M. H., Lozano, S., Brogdon, W. G., Beaty, B. (2006). Mechanisms of insecticide resistance in field populations of *Aedes aegypti* (L.) from Quintana Roo, Southern Mexico. *Journal of the American Mosquito Control Association*, 22(4), 672-677.
- Guerra Pimentel, M. A., D'Antonino Faroni, L. R., Duarte Bautista, M., & Da Silva, F. H. (2008). Resistance of stored-product insects to phosphine. *Pesquisa Agropecuária Brasileira*, 43(12), 1671-1676.
- Hernández-Bautista, O., Arredondo-Pérez, M. A., Cerna-Chávez, E., Ochoa-Fuentes, Y. M., & Navarro-Campos, F. E. (2016). Cuantificación de enzimas detoxificativas en pulgón amarillo del sorgo (*Melanaphis sacchari*) en Saltillo, México. *Revista de Ciencias Naturales y Agropecuarias*, 3(7), 5-12.
- 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.
- Montella, I. R., Martins, A. J., Viana-Medeiros, P. F., Lima, J. B., Braga, I. A., & Valle, D. (2007). Insecticide resistance mechanisms of Brazilian *Aedes aegypti* populations from 2001 to 2004. *The American Journal of Tropical Medicine and Hygiene*, 77(3), 467-477.
- Oakeshott, J. G., Claudianos, C., Campbell, P. M., Newcomb, R. D., & Russell, R. J. (2005). Biochemical genetics and genomics of insect esterases. *Comprehensive Molecular Insect Science*, 5, 309-381.
- Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación. (2012). *Directrices sobre la prevención y manejo de la resistencia de los plaguicidas*. Recuperado el 28 de febrero 2018, de www.fao.org/3/a-bt561s.pdf
- Pasteur, N., & Raymond, M. (1996). Insecticide resistance genes in mosquitoes: Their mutations, migration and selection in field populations. *Journal of Heredity*, 87(6), 444-449.
- Peña Martínez, R., Muñoz Viveros, A. L., Marín Jarillo, A., Bujanos Muñiz, R., Tamayo Mejía, F., Luévano Borroel, J.... Ibarra, J. E. (2017). *Guía ilustrada para la identificación de los pulgones (Hemiptera: Aphididae) de los cereales en México* (p.59). Fundación Guanajuato Produce A. C.
- Ponce-García, G., Badii, M., Roberto, M., & Flores, A. E. (2009). Esterases in *Aedes albopictus* (Skuse) from northeastern Mexico. *Southwestern Entomologist*, 34(4), 477-484.
- Rodríguez, M. M., Bisset, J. A., Molina, D., Díaz, C., & Soca, L. A. (2001). [Adaptation of microtitration plate methods for quantification of the activity of esterases and glutathione-s-transferase in *Aedes aegypti*]. *Revista Cubana de Medicina Tropical*, 53(1), 32-36.

- Rodríguez-del-Bosque, L. A., & Terán, A. P. (2015). *Melanaphis sacchari* (Hemiptera: Aphididae): A new sorghum insect pest in Mexico. *Southwestern Entomologist*, 40(2), 433-434.
- Rott, P., Mirkov, T. E., Schenck, S., & Girard, J. C. (2007). Recent advances in research on Sugarcane yellow leaf virus, the causal agent of sugarcane yellow leaf. *Proceedings of the International Society of Sugar Cane Technologists*, 26, 968-977.
- Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera. (2017). *Avance de siembras y cosechas. Resumen nacional por cultivo* [Base de datos]. Recuperado en julio de 2018, de http://infosiap_siap.gob.mx:8080/agricola_siap_gobmx/AvanceNacionalSinPrograma.do
- Singh, B. U., Padmaja, P. G., & Seetharama, N. (2004). Biology and management of the sugarcane aphid, *Melanaphis sacchari* (Zehntner) (Homoptera: Aphididae), in sorghum: a review. *Crop Protection*, 23(9), 739-755.
- Vontas, J. G., Small, G. J., & Hemingway, J. (2001). Glutathione S-transferases as antioxidant defence agents confer pyrethroid resistance in *Nilaparvata lugens*. *The Biochemical Journal*, 357(Pt 1), 65-72.