

SUSCEPTIBILIDAD BASE A BIFENTRINA EN POBLACIONES MEXICANAS DE MOSQUITA BLANCA *Trialeurodes vaporariorum* (WESTWOOD) Y *Bemisia tabaci* (GENNADIUS) BIOTIPO B (HEMIPTERA: ALEYRODIDAE)

BASELINE SUSPCETIBILITY TO BIFENTHRIN IN MEXICAN POPULATIONS OF WHITEFLIES *Trialeurodes vaporariorum* (WESTWOOD) AND *Bemisia tabaci* (GENNADIUS) BIOTYPE B (HEMIPTERA: ALEYRODIDAE)

Candelario Santillán-Ortega¹, J. Concepción Rodríguez-Maciél^{2*}, José Lopez-Collados³, Ovidio Díaz-Gomez⁴, Angel Lagunes-Tejeda², José L. Carrillo-Martínez², Julio S. Bernal⁵, Agustín Robles-Bermúdez¹, Sotero Aguilar-Medel⁶, Gonzalo Silva-Aguayo⁷

¹ Universidad Autónoma de Nayarit, Unidad Académica de Agricultura, Km. 9 Carr. Fed. Tepic-Compostela, Xalisco, Nayarit, México.

² Programa de Entomología y Acarología, Colegio de Postgraduados, Campus Montecillo, Estado de México, México. *Autor para correspondencia. E-mail: concho@colpos.mx.

³ Programa de Agroecosistemas Tropicales, Colegio de Postgraduados, Campus Veracruz, Veracruz, México.

⁴ Facultad de Agronomía, Universidad Autónoma de San Luis Potosí, Álvaro Obregón 64 Centro, San Luis Potosí, México.

⁵ Department of Entomology, Texas A&M University, College Station, 77843-2475 TX, USA.

⁶ Universidad Autónoma del Estado de México, Centro Universitario Tenancingo, Estado de México, México

⁷ Departamento de Producción Vegetal, Facultad de Agronomía, Universidad de Concepción, Vicente Méndez 595, Chillán, Chile.

RESUMEN

Se determinó la susceptibilidad al insecticida piretroide bifentrina en dos poblaciones de *Trialeurodes vaporariorum* (Westwood): una procedente del estado de Jalisco (T-JAL) y otra susceptible procedente de Texcoco, Estado de México (T-SUS); y en tres poblaciones de *Bemisia tabaci* (Gennadius) biotipo B procedentes de los estados de Tamaulipas (B-TAM), San Luis Potosí (B-SLP), y Colima (B-COL), y una susceptible también procedente de Texcoco, Estado de México (B-SUS). En *T. vaporariorum*, a nivel de CL_{50} y CL_{95} , se observó una proporción de resistencia de 1,0 y 0,9X, respectivamente. En *B. tabaci* la proporción de resistencia a nivel de CL_{50} (RR_{50}) varió de 0,5 a 1,9X, mientras que con la CL_{95} la proporción de resistencia (RR_{95}) fluctuó de 0,7 a 2,7X. Todas las poblaciones evaluadas se consideran como susceptibles a bifentrina. Estos valores servirán en el futuro de referencia cuando dichas especies muestren cambios significativos en su respuesta a bifentrina. En *T. vaporariorum* y *B. tabaci*, la susceptibilidad observada se debe, probablemente, a un efecto de dilución causado por el amplio uso de insecticidas neonicotinoides a partir de 1991, lo cual ha disminuido la presión de selección para el desarrollo de resistencia a bifentrina.

Palabras clave: bioensayos, mosquitas blancas, piretroides, resistencia a insecticidas

ABSTRACT

Susceptibility to the pyrethroid insecticide bifenthrin was determined for two populations of *Trialeurodes vaporariorum* (Westwood): one from the state of Jalisco (T-JAL) and other susceptible from Texcoco, Estado de México (T-SUS); and for four populations of *Bemisia tabaci* (Gennadius) from the states of Tamaulipas (B-TAM), San Luis Potosí (B-SLP), Colima (B-COL), and a susceptible from Texcoco, Estado de México (B-SUS). In *T. vaporariorum*, relative resistance values were 1.0 and 0.9X at CL_{50} and CL_{95} levels, respectively. In *B. tabaci*, relative resistance at CL_{50} level (RR_{50}) ranged from 0.5 to 1.9X, while at CL_{95} level the relative resistance (RR_{95}) ranged from 0.7 to 2.7X. All the tested populations are considered susceptible to bifenthrin. These values may be used as reference values in the future, in case those populations significantly change their response to bifenthrin. In *T. vaporariorum* and *B. tabaci*, susceptibility to bifenthrin is probably explained by the dilution effect caused by the wide use of neonicotinoid insecticides since 1991, which has reduced the selection pressure for resistance to bifenthrin.

Key words: bioassays, whiteflies, pyrethroids, insecticide resistance.

INTRODUCCIÓN

En México, a partir del año 1991 las mosquitas blancas (Hemiptera: Aleyrodidae) dejaron de ser consideradas como plagas secundarias y empezaron a constituir una amenaza a la producción agrícola, principalmente en hortalizas y ornamentales. En 1992, *Bemisia tabaci* Gennadius Biotipo B causó pérdidas a los productores de algodónero (*Gossypium hirsutum* L.), melón (*Cucumis melo* L.) y ajonjolí (*Sesamum indicum* L.) por US\$1200 millones, obligándolos a implementar estrategias regionales de manejo integrado (MIP) para esta plaga (Martínez-Carrillo 1998). Por otro lado, *Trialeurodes vaporariorum* (Westwood) es la especie de mosquita blanca que más afecta a los cultivos bajo invernadero a nivel mundial (Sanderson y Roush, 1992).

Los daños que ocasionan estos insectos son muy variados: deterioran el vigor de la planta al succionar savia, excretan una mielecilla sobre la que se desarrollan hongos conocidos como fumagina, que al cubrir con una capa negra las hojas disminuyen la fotosíntesis y transmiten geminivirus (*B. tabaci*) y closterovirus (*T. vaporariorum*) (Byrne et al., 1990; Asiático y Zoebisch, 1992).

El control de estas plagas, hasta la aparición de los neonicotinoides, se realizó con insecticidas de grupos como organofosforados y piretroides, pero la elevada capacidad que tienen estos insectos para desarrollar rápidamente resistencia a los insecticidas ha hecho que el problema aumente su magnitud (Omer et al., 1993; Rauch y Nauen, 2003). En relación a esto último la Arthropod Pesticide Resistance Database (APRD, 2011) indica que *B. tabaci* cuenta con 415 reportes de resistencia a 43 insecticidas distintos mientras que *T. vaporariorum* tiene 95 casos para 23 insecticidas.

Bifentrina es un insecticida piretroide tipo I (Yu, 2008) que se ha utilizado extensivamente para el

control de las especies del complejo "mosquita blanca" en todas las áreas agrícolas de México, pero a pesar de ello se desconoce el estado actual de la susceptibilidad a este insecticida. Por lo anterior, el objetivo del presente estudio fue determinar el estado actual de la susceptibilidad a bifentrina en poblaciones mexicanas de *T. vaporariorum* y *B. tabaci* Biotipo B.

MATERIALES Y MÉTODOS

Poblaciones de mosquita blanca

B. tabaci Biotipo B se obtuvo de plantas de tomate (*Solanum lycopersicum* L.; Solanaceae) en los estados de San Luis Potosí (B-SLP), Tamaulipas, (B-TAM) y Colima (B-COL), mientras que *T. vaporariorum* se colectó en el estado de Jalisco (T-JAL) también de plantas de tomate. De la población B-COL se colectaron aproximadamente 3000 ninfas y del resto de las localidades entre 500 y 800 adultos.

Los ejemplares colectados se transfirieron a jaulas (60 × 60 × 90 cm) en invernadero para su reproducción e incrementar su número y realizar los respectivos bioensayos. Como población de referencia de susceptibilidad se utilizaron poblaciones de *B. tabaci* Biotipo B (B-SUS) y *T. vaporariorum* (T-SUS) colectadas de plantas silvestres presentes en Texcoco, Estado de México, y que se han mantenido en condiciones de laboratorio durante 16 generaciones, libres de presión de selección por insecticidas.

Bioensayos

Los bioensayos se realizaron con la metodología de inmersión de discos foliares descrita por Elbert et al. (1996). Se emplearon folíolos de plantas de frijol (*Phaseolus vulgaris* L.; Fabaceae) culti-

var 107, de 13 a 18 días de edad, de los cuales con un sacabocados se obtuvieron discos de 38 mm de diámetro. Luego, los discos se sumergieron durante 10 s en la concentración a evaluar de bifentrina que se preparó en agua destilada más 0,1% del coadyuvante Ader (Cuproa S. A. de C.V., Guadalajara, Jalisco, México). El disco foliar tratado se colocó con la región adaxial hacia abajo, en una caja Petri de 4 cm de diámetro que contenía una capa de 3 mL de agar-agua al 2%. Además, la caja tenía en su base cuatro orificios cubiertos con mallas metálicas para facilitar el intercambio gaseoso. Como testigo absoluto se utilizó discos foliares sumergidos durante 10 s en agua destilada más 0,1% de Ader. En seguida, hembras de mosquita blanca, de uno a cinco días de edad, se anestesiaron durante 20 s con CO₂ y se colocaron, en grupos de 30 a 40, sobre los discos de foliolo tratados. Después de 15 min de haber colocado las hembras sobre el disco foliar, se revisaron para descartar aquellos individuos que hubieran muerto o sufrido algún daño durante su manipulación. Por último, las cajas Petri se invirtieron de forma tal que el disco de hoja quedara con la parte adaxial hacia abajo y las mosquitas blancas en su posición normal de alimentación. Los insectos se mantuvieron a 23 ± 3°C, fotoperiodo de 16 L:8 O y HR de 50% ± 10. A las 72 h de exposición al insecticida se evaluó la mortalidad, considerando como muerto al insecto que no presentaba movimiento al tocarlos con un pincel. La mortalidad se corrigió con la ecuación de Abbott (Abbott, 1925).

Para cada bioensayo se determinó previamente el rango de concentraciones en que se encontraba el 0 y 100% de mortalidad. Posteriormente, se introdujeron entre cinco a siete concentraciones

que cubrieran dicho rango. En total se realizaron cinco repeticiones en diferentes días y cada repetición incluyó un testigo.

Análisis estadístico

Los datos del bioensayo se procesaron con un análisis Probit (Finney, 1971) mediante el software de Raymond (1985) lo cual permitió obtener las concentraciones letales 50 (CL₅₀) y 95% (CL₉₅) y sus respectivos límites de confianza al 95% de probabilidad. De acuerdo al criterio de Robertson y Preisler (1992), se consideró una población significativamente diferente cuando sus respectivos límites de confianza no se traslaparon, a un nivel de mortalidad determinado (50 o 95%) con los de otra población de la misma especie. La resistencia relativa (RR) se calculó dividiendo la concentración que mata el 50 (CL₅₀) o 95% (CL₉₅) de la población de campo entre la CL₅₀ ó CL₉₅ de la población susceptible que se utilizó como referencia (Young-Joon et al., 2004).

RESULTADOS

T. vaporariorum

La población susceptible mostró una CL₅₀ y CL₉₅ de 2,41 (9,4-12,1) y 51,6 (42,0-66,8) mg i.a. L⁻¹ respectivamente. A su vez en la población T-JAL, la CL₅₀ fue de 11,0 (9,8-12,3) mg i.a. L⁻¹ y la CL₉₅ de 45,6 (38,0-57,2) mg i.a. L⁻¹ (Tabla 1). En la ecuación del ajuste Probit las pendientes fueron de 2,66 para la población T-JAL y de 2,41 para la T-SUS. Los valores de proporción de resistencia tanto al nivel de 50% (RR₅₀) como de 95% (RR₉₅) de mortalidad fueron 1,0 y 0,9X, respectivamente (Tabla 1).

Tabla 1. Susceptibilidad a bifentrina en hembras de *Trialeurodes vaporariorum*.

Table 1. Susceptibility to bifenthrin of *Trialeurodes vaporariorum* females.

Población	n	b ± SE	CL ₅₀ ^a (95% LF ^b)	CL ₉₅ ^a (95% LF ^b)	χ ² ^c	RR ₅₀ ^a	RR ₉₅ ^a
T-SUS	853	2,41 ± (0, 6)	mg i.a. L ⁻¹ 10,7 (9,4-12,1)	mg i.a. L ⁻¹ 51,6 (42,0-66,8)	5,1		
T-JAL	1020	2,66 ± (0,17)	11,0 (9,8-12,3)	45,6 (38,0-57,2)	4,6	1,0	0,9

^a Resistencia relativa = LC₅₀₍₉₅₎ población de campo/ LC₅₀₍₉₅₎ población susceptible

T-SUS= Susceptible, T-JAL= Población colectada en el estado de Jalisco

^b LF= Límite fiducial al 95% de probabilidad

^c χ²= ji-cuadrado

B. tabaci Biotipo B

La CL₅₀ varió de 5,4 (4,4-6,8) mg i.a. L⁻¹ (B-TAM) a 22,2 (15,2-32,2) mg i.a. L⁻¹ (B-SLP). La población

B-TAM mostró una CL₅₀ inferior a los 11,7 (10,4-13,2) mg i.a. L⁻¹ de la población B-SUS de referencia. Por otra parte, la CL₉₅ fluctuó de 61,5 (50,6-78,1) mg i.a. L⁻¹ (B-COL) a 219,4 (111,3-450,9) mg

i.a. L^{-1} (B-SLP) siendo solamente la población B-SLP superior a la susceptible (B-SUS) que tuvo una CL_{95} de 82,4 mg i.a. L^{-1} . La mayor pendiente del ajuste Probit se obtuvo con la población B-COL

con 2,45 mientras que las restantes poblaciones fluctuaron entre 1,19 (B-TAM) y 1,94 (B-SUS). Los valores de RR_{50} oscilaron entre 0,5 y 1,9X y los de RR_{95} variaron de 0,7 a 2,7X. (Tabla 2).

Tabla 2. Susceptibilidad a bifentrina en hembras de *Bemisia tabaci*.
Table 2. Susceptibility to bifenthrin of *Bemisia tabaci* females.

Población	n	b ± SE	CL_{50} (95%LF ^b)	CL_{95} (95%LF)	χ^2 ^c	RR_{50} ^a	RR_{95} ^a
B-SUS	1094	1,94 ± 0,11	mg i.a. L^{-1} 11,7 (10,4-13,2)	mg i.a. L^{-1} 82,4 (65,9-108,0)	6,5		
B-TAM	680	1,19 ± 0,10	5,4 (4,4-6,8)	130,6 (77,7-265,2)	4,9	0,5	1,6
B-SLP	1064	1,65 ± 0,10	22,2 (15,2-32,2)	219,4 (111,3-450,9)	11,3	1,9	2,7
B-COL	966	2,45 ± 0,16	13,1 (11,6-14,7)	61,5 (50,6-78,1)	4,8	1,1	0,7

^a Resistencia relativa (RR) = $LC_{50(95)}$ población de campo / $LC_{50(95)}$ población susceptible
B-SUS = Colonia susceptible, B-TAM = Colonia colectada en el estado de Tamaulipas, B-SLP = Colonia colectada en el estado de San Luis Potosí, B-COL = Colonia colectada en el estado de Colima.

^bLF = Límite fiducial al 95% de probabilidad

^c χ^2 = ji-cuadrado

DISCUSIÓN

Las poblaciones de *T. vaporariorum* y *B. tabaci* evaluadas se consideran susceptibles a bifentrina, ya que según Young-Joon et al. (2004), si el valor del RR es menor a 10 la población es susceptible al compuesto evaluado. Esto corrobora la percepción de los agricultores de que bifentrina sigue manteniendo su eficacia insecticida en campo a la dosis originalmente autorizada (1,5 a 2,0 $L ha^{-1}$) en México. Además de acuerdo a los criterios de Lagunes y Villanueva (1994), para análisis de líneas dosis-probit (Ldp), ambas especies muestran una respuesta unimodal, lo cual indica que son genéticamente homogéneas en su susceptibilidad a bifentrina. Cabe destacar también que con la aparición de los insecticidas neonicotinoides (imidacloprid, acetamiprid, thiametoxam) a partir del año 1991 (Maienfisch, 1999), actualmente bifentrina es poco utilizado para el control de *T. vaporariorum* y *B. tabaci* Biotipo B, especialmente en las regiones de procedencia de las poblaciones estudiadas. Por último, es importante también considerar que la resistencia a este insecticida es inesbtable (Byrne y Devonshire, 1993), lo cual implica que si se hubiese desarrollado resistencia el posterior abandono de bifentrina para el control de mosquitas blancas seguramente provocó un efecto de dilución de la resistencia. Es decir, disminuyó en la población la proporción de insectos con mayor concentración de enzimas capaces de degradar piretroides (Servín-Villegas et al., 2006). Un

ejemplo al respecto lo proporcionan Prabhaker et al. (1996) quienes estudiaron una población de *B. argentifolii* moderadamente resistente a bifentrina ($RR_{95} = 10X$) obteniendo que en sólo cuatro generaciones de ausencia de presión de selección con el insecticida, el valor de RR disminuyó a 2,7X.

En el caso de *T. vaporariorum*, Sanderson y Roush (1992) utilizando la metodología de tarjetas pegajosas, con una dosis de diagnóstico de 10 mg i.a. tarjeta⁻¹ de bifentrina, en nueve poblaciones de *T. vaporariorum* obtuvieron resultados similares, encontrando que esta dosis causó una mortalidad de 99,6 (± 0,4)% en la población susceptible, mientras que en las poblaciones de campo, esta varió de 1,0 (± 0,3) a 63% (± 0,1). Sin embargo a pesar de ello, los autores no clasificaron a ninguna población de campo como resistente.

En *B. tabaci*, con respecto a la población susceptible, se encontraron diferencias significativas en la respuesta de la población B-SLP, cuyos RR_{50} y RR_{95} fueron 1,9 y 2,7X, respectivamente. Estos valores son bajos y según la escala de Young-Joon et al. (2004), la población es sensible, por lo que no se consideran indicativos de resistencia en campo. Aunque al analizar la línea Ldp se observa que B-COL tiene la mayor pendiente, lo que implica que es genéticamente más homogénea en su respuesta a bifentrina que B-SUS, B-SLP y B-TAM. Ahmad et al. (2001) documentaron la susceptibilidad a bifentrina en 26 poblaciones de campo de *B. tabaci* procedentes de Pakistán, encontrando que las resistentes a dicho insecticida mostraban valo-

res de RR_{50} entre 1,6 a 35,0X y de 1,1 a 63,0X a nivel de RR_{95} .

Una tendencia similar fue reportada por Roditakis et al. (2005; 2006) quienes trabajaron con poblaciones de *B. tabaci* altamente resistentes a bifentrina con RR_{50} de 23 y 92X. Luego, Erdogan et al. (2008) clasifican como resistente a bifentrina a poblaciones cuya RR_{50} fluctuó entre 190 a 360X, además de encontrar una proporcionalidad directa entre el valor de RR_{50} y la concentración de enzimas del grupo de las esterasas, que constituyen el principal mecanismo de resistencia metabólico a los insecticidas piretroides. Por último, *B. tabaci* Biotipo B comparte áreas agroecológicas con *B. argentifolii* Gennadius que también está sujeta a la presión de selección con bifentrina. En estudios de resistencia realizados con esta especie, se han detectado proporciones de resistencia a bifentrina de hasta 40X (Sivasupramanian et al., 1997). Prabhaker et al. (1996) estudiaron la susceptibilidad a bifentrina, con el método de tarjetas pegajosas, en poblaciones de campo de *B. argentifolii* del suroeste de Estados Unidos, reportando una proporción de resistencia a nivel de 50% de 0,2 a 2,3X, considerando a dichas poblaciones como susceptibles, valores coincidentes con los observados en el presente estudio.

Finalmente, independiente si las poblaciones evaluadas no han desarrollado resistencia, o bien si en su momento lo hicieron y posteriormente se produjo un efecto de regresión ante el actual escenario de un desarrollo incipiente de resistencia a neonicotinoides en México (Salazar, 2005), bifentrina podría nuevamente incluirse en los programas de control químico de mosquitas blancas. Además, considerando que en México no existen estudios previos acerca de la susceptibilidad a bifentrina en las poblaciones estudiadas, los valores de respuesta que aquí se presentan pueden servir de base de comparación con investigaciones que se hagan en el futuro, siempre que se siga la misma metodología. Luego, por comparación se podría inferir si dichas poblaciones han cambiado significativamente la susceptibilidad a bifentrina.

CONCLUSIONES

Las poblaciones de *Bemisia tabaci* Gennadius Biotipo B (procedentes de San Luis Potosí, Tamaulipas y Colima) y de *Trialeurodes vaporariorum* (Westwood) (procedente del estado de Jalisco) son susceptibles al insecticida piretroide bifentrina. Los valores de respuesta observados para ambas especies sirven de base de comparación para hacer inferencias sobre cambios significativos que estas poblaciones pudieran experimentar en el futuro.

BIBLIOGRAFIA

- Abbott, W. S. 1925. A method of computing the effectiveness of an insecticide. *J. Econ. Entomol.* 18:265-267.
- Ahmad, M., M.I. Arif, Z. Ahmad, and I. Denholm. 2001. Cotton whitefly (*Bemisia tabaci*) resistance to organophosphate and pyrethroid insecticides in Pakistan. *Pest Manag. Sc.* 58:203-208.
- APRD. 2011. Arthropod Pesticide Resistance Database. Department of Entomology. Michigan State University. Available at <http://www.pesticideresistance.org/> (Accessed June 2011)
- Asiático, J. M., y T. Zoebisch. 1992. Control de la mosca blanca *Bemisia tabaci* (Gennadius) en tomate con insecticidas de origen biológico y químico. *Manejo Integrado de Plagas* 17:1-7.
- Byrne, D. N., T.S. Bellows, and M. Parrella. 1990. Whiteflies in agricultural systems. p. 227-261. In D. Gerling (ed.). *Whiteflies: their biometrics, pest status and management*. Intercept, Andover, UK.
- Byrne, F., and A.L. Devonshire. 1993. Insensitive acetylcholinesterase and esterase polymorphism in susceptible and resistant population of the tobacco whitefly *Bemisia tabaci* (Genn.). *Pesticide Biochemistry and Physiology* 45:34-42.
- Elbert, A., R. Nauen, M. Cahill, A.L. Devonshire, A.W. Scarr, S. Sone, and R. Steffens. 1996. Resistance management with chloronicotinyl insecticides using imidacloprid as an example. *Pflanzenschutz-Nachrichten Bayer* 270. 49:5-54.
- Erdogan, C., G.D. Moores, M.O. Gurkan, K. Gorman, and I. Denholm. 2008. Insecticide resistance and biotype status of populations of the tobacco whitefly *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) from Turkey. *Crop Protection* 27:600-605.
- Finney, D. 1971. *Probit analysis*. Cambridge University Press, Cambridge, UK.
- Lagunes, A., y J.A. Villanueva. 1994. *Toxicología y manejo de insecticidas*. Colegio de Postgraduados en Ciencias Agrícolas. Montecillo. Estado de México. México.
- Maienfisch, P., F. Brandl, A. Rindlisbacher, and R. Senn. 1999. CGA 293'343: a novel, broad spectrum neonicotinoid insecticide. p. 177-209. In Yamamoto, I. and J.E. Casida (eds.) *Nicotinoid insecticides and the nicotinic acetylcholine receptor*. Springer-Verlag, Hong Kong, China.
- Martínez-Carrillo, J. L. 1998. Estrategia para el manejo de la resistencia en mosquita blanca.

- p.119-126. In Pacheco-Covarrubias, J. y Pacheco-Mendivil, F. (eds.) Temas selectos para el manejo integrado de la mosquita blanca. INIFAP. Memoria científica N°6. México DF., México.
- Omer, A. D., B. Tabashnik, M. Jonhson, and T.E. Leigh. 1993. Realized heritability of resistance to dicotophos in greenhouse whitefly. *Entomol. Exp. Appl.* 68:211-217
- Prabhaker, N., N.C. Toscano, T.C. Henneberry, J. S. Castle, and D. Weddle. 1996. Assessment of two bioassay techniques for resistance monitoring of silverleaf whitefly (Homoptera: Aleyrodidae) in California. *J. Econ. Entomol.* 89:805-815.
- Rauch, N., and R. Nauen. 2003. Identification of biochemical markers linked to neonicotinoid cross resistance in *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae). *Arch. Insect Biochem. Physiol.* 54:165-176.
- Raymond, M. 1985. Presentation d' un programme d' analyse Log-Probit pour micro-ordinateur. *Cah. Orstom, Sér. Ent. Med. Et Parasitol.* 22:117-121.
- Robertson, J.L., and H.K. Preisler. 1992. Pesticide bioassays with arthropods. CRC Press, Boca Raton, Florida, USA.
- Roditakis, E., N. Roditakis, and A. Tsagkarakou. 2005. Insecticide resistance in *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) populations from Crete. *Pest Manag. Sci.* 61:577-582.
- Roditakis, E., A. Tsagkarakou, and J. Vontas. 2006. Identification of mutations in the para sodium channel of *Bemisia tabaci* from Crete, associated with resistance to pyrethroids. *Pesticide Biochemistry and Physiology* 85:161-166
- Salazar P., F. 2005. Susceptibilidad a thiamethoxam y thiacloprid en cinco poblaciones de mosquita blanca *Bemisia tabaci* Gennadius (Hemiptera: Aleyrodidae) de México. Tesis Magister en Ciencias. Colegio de Postgraduados. Instituto de Fitosanidad. Programa de Entomología y Acarología. Montecillo, Estado de México, México.
- Sanderson, J. P., and R.T. Roush. 1992. Monitoring insecticides resistance in greenhouse whitefly (Homoptera: Aleyrodidae) with yellow sticky cards. *J. Econ. Entomol.* 85:634-641.
- Servín-Villegas, R., J.L. García-Hernández, B. Murillo-Amador, A. Tejas y J.L. Martínez-Carrillo. 2006. Stability of insecticide resistance of silverleaf whitefly (Homoptera: Aleyrodidae) in the absence of selection pressure. *Folia Entomol. Mex.* 45(1):27-34.
- Sivasupramanian, S., S. Johnson, T.F. Watson, A. Osman, and R. Jassim. 1997. A glass-vial technique for monitoring tolerance of *Bemisia argentifolii* (Homoptera: Aleyrodidae) to selected insecticides in Arizona. *J. Econ. Entomol.* 90:66-74.
- Young-Joon, K., L. Si-Hyeock, L. Si-Woo, and A. Young-Joon. 2004. Fenpyroximate resistance in *Tetranychus urticae* (Acari: Tetranychidae): cross-resistance and biochemical resistance mechanism. *Pest Manag. Sci.* 60:1001-1006.
- Yu, S.J. 2008. The toxicology and biochemistry of insecticides. CRC Press, Boca Raton, Florida, USA.