

Variación en la susceptibilidad a insecticidas de *Bemisia tabaci* biotipo B alimentada sobre diferentes hospederos

Variation in susceptibility to insecticides in *Bemisia tabaci* biotype B fed on different hosts

Cerna-Chávez E¹, Y Martínez-Martínez², J Landeros-Flores¹, L Aguirre-Uribe¹, V Sánchez-Valdes¹, M Cepeda-Siller¹, O Hernández-Bautista², YM Ochoa-Fuentes^{*1}

Resumen. *Bemisia tabaci* (Gennaadius) biotipo B está catalogada como una de las plagas más importantes, debido al número de hospederos y a las pérdidas económicas que ocasiona. Su control se ha basado en la aplicación de productos químicos, lo que ha provocado problemas de resistencia. Sin embargo el hospedero también puede influir en la inducción de una resistencia hacia las plaguicidas. Es por ello, que la presente investigación tiene como objetivo, evaluar la susceptibilidad de poblaciones de *B. tabaci* biotipo B desarrolladas en diferentes hospederos a tres insecticidas de diferente grupo toxicológico. Se recolectaron y criaron poblaciones de *B. tabaci* biotipo B, en seis diferentes hospederos (tres cultivos y tres malezas asociadas: *Solanum lycopersicum*, *Solanum nigrum*, *Phaseolus vulgaris*, *Melampodium divaricatum*, *Cucurbita* spp. Y *Heliotropium angiospermum*) en el Estado de Chiapas, México. Mediante el método de bioensayo de inmersión con ninfas de cinco a ocho días de edad, se determinó la CL₅₀, donde los valores más altos para el producto bifentrina se hallaron en *M. divaricatum* y *S. nigrum* con 278,74 y 177,76 ppm, respectivamente. Para el producto imidacloprid los valores fueron 179,59 ppm para *S. lycopersicum* y 168,59 ppm para *S. nigrum*. Finalmente para el producto endosulfan fue *M. divaricatum* y *H. angiospermum* mostraron valores de 134,57 y 156,52 ppm, respectivamente. Por lo tanto, el hospedero influyó en la tolerancia de *Bemisia tabaci* biotipo B a insecticidas. Esto fue debido a la resistencia inducida de cada una de las especies que sirvieron como hospederos, proporcionándole la capacidad de detoxificar los diferentes plaguicidas mediante el uso de enzimas.

Palabras clave: Mosquita blanca; Susceptibilidad a insecticidas; Hospederos.

Abstract. *Bemisia tabaci* (Gennaadius) biotype B is one of the most important pests due to the number of hosts and economic losses it produces. Its control is based on the application of chemicals, which has led to resistance problems. However, the host may also influence the induction of resistance to pesticides. Therefore, the present study evaluated the susceptibility of populations of *B. tabaci* biotype B developed indifferent hosts to three insecticides belonging to different toxicological groups. *Bemisia tabaci* biotype B populations were collected and reared in six different hosts (three crops and three associated weeds: *Solanum lycopersicum*, *Solanum nigrum*, *Phaseolus vulgaris*, *Melampodium divaricatum*, *Cucurbita* spp. and *Heliotropium angiospermum*) in the state of Chiapas, Mexico. By using the dipping bioassay method with nymphs five- to eight-days-old, the CL₅₀ was determined. The higher values of bifenthrin were recorded on *M. divaricatum* and *S. nigrum* with 278.74 and 177.76 ppm, respectively. For imidacloprid, *S. lycopersicum* and *S. nigrum* recorded 179.59 and 168.59 ppm, respectively. Finally for endosulfan, *M. divaricatum* and *H. angiospermum* registered values of 134.57 and 156.52 ppm, respectively. Therefore, the host affected the tolerance of *Bemisia tabaci* biotype B to insecticides, primarily because of the induced resistance of each of the plant species that served as hosts, providing the ability to detoxify the various pesticides by using enzymes.

Keywords: Whitefly; Insecticide resistance; Host.

¹ Departamento de Parasitología, Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. Buenavista, Saltillo, Coahuila, México. C.P. 25315, Tel y Fax. 844 4110226.

² Estudiante de posgrado. Maestría en Ciencias en Parasitología Agrícola. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. Buenavista, Saltillo, Coahuila, México. C.P. 25315, Tel y Fax. 844 4110226.

Address correspondence to: Dra. Yisa María Ochoa Fuentes. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. Calzada Antonio Narro No 1923. CP 25315. Saltillo, Coahuila, México. Tel.: (844) 11 02 26, e-mail: yisa8a@yahoo.com

Received 5.XI.2013. Accepted 9.V.2015.

INTRODUCCIÓN

Bemisia tabaci (Gennadius.) (Hemiptera: Aleyrodidae) biotipo B provoca pérdidas económicas, siendo catalogada como una de las plagas más importantes del mundo (De Barro et al., 2005). En los estados de ninfa y adulto, causa daño directo al succionar la savia e indirecto por la secreción de mielecilla, que propicia el desarrollo de hongos que dificultan la fotosíntesis afectando el vigor del hospedero. Sin embargo, el daño más severo lo causa como vector de virus (Byrne y Bellows, 1990). En América constituye un grave problema, desde el sur de Estados Unidos hasta Argentina (Anderson, 1993; Caballero, 1993; Polack, 2005). En México, la especie *B. tabaci* biotipo B es una de las plagas que más daño ocasiona, principalmente a los cultivos de hortalizas (Holguín-Peña et al., 2010, Ellsworth y Martínez-Carrillo, 2001). Su control se ha basado principalmente en la aplicación de plaguicidas; sin embargo, el uso indiscriminado de estos ha dado lugar al desarrollo de problemas de resistencia (Naveed, 2006).

Se ha demostrado que los hospederos influyen en la susceptibilidad de ciertos artrópodos a los plaguicidas. El alimento puede influir en la susceptibilidad de dos formas: (1) por la cantidad y la calidad de alimento que se ve reflejado en el peso y tamaño del insecto, y (2) por la presencia de metabolitos secundarios presentes en las plantas que el insecto es capaz de asimilar, alterando su sistema enzimático de degradación (Yu, 1982). *Bemisia tabaci* biotipo B es una especie polífaga, localizándose sobre 900 especies de plantas hospederas, tanto cultivadas como silvestres (Polack, 2005). Debido a esto, *B. tabaci* se muestra como una especie candidata a presentar una resistencia inducida como resultado del hospedero. Por tal motivo, el conocer el efecto del hospedero sobre la susceptibilidad de *B. tabaci* a insecticidas, puede ser utilizada como referencia en estudios de resistencia, dando evidencia de la necesidad y un uso seguro y racional de los plaguicidas (Castle et al., 2009). El objetivo de esta investigación es evaluar la susceptibilidad de *B. tabaci* criada sobre diferentes hospederos a tres insecticidas de diferente grupo toxicológico

MATERIALES Y MÉTODOS

El presente trabajo se realizó en el Laboratorio de Toxicología del Departamento de Parasitología Agrícola de la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro (UAAAN).

Para identificar a *B. tabaci* biotipo B, se siguió la metodología descrita por Delatte et al. (2005) y Holguín-Peña et al. (2010). Se utilizaron adultos y ninfas del cuarto estadio, utilizando los iniciadores H9 (5'-TG TAGCTGGG3') y H16 (5'-TCTCAGCTGG 3'). Para el establecimiento del pie de cría de *B. tabaci* biotipo B se realizaron seis colectas (una por cada hospedero) en el municipio de Villacorzo, Chiapas (566 msnm) en noviembre de 2012. En la zona se ubicaron los si-

guientes cultivos y su maleza asociada infestados de *B. tabaci* biotipo B: tomate (*Solanum lycopersicum*, Solanaceae), Maleza I (*Solanum nigrum*, Solanaceae), frijol (*Phaseolus vulgaris*, Fabaceae), Maleza II (*Melampodium divaricatum*, Asteraceae), calabaza (*Cucurbita* spp., Cucurbitaceae) y Maleza III (*Heliotropium angiospermum*, Boraginaceae). Para cada cultivo y maleza se recolectaron al menos 200 hojas infestadas con ninfas de *B. tabaci* en 10 puntos al azar, y se realizaron 100 pasadas con la red entomológica en un rango de 100 mts lineales para la captura de adultos. El material biológico recolectado se trasladó al invernadero de Parasitología Agrícola de la UAAAN, donde se colocaron en jaulas de cría (una cama para cada cultivo y maleza, con plantas de dos meses de edad) de 2,5 x 1 m, cubiertas con tela organza. Cada cama contenía 50 plantas de cada cultivo y maleza. Para evitar el traslape generacional, los adultos que emergieron se colocaron en jaulas con el mismo hospedero. La cría de esta especie se realizó bajo condiciones de invernadero con 26 ± 4 °C de temperatura, HR del 70% y 14:10 h luz:oscuridad.

Los bioensayos, se realizaron de acuerdo con la técnica de inmersión de hoja para mosquita blanca con ligeras modificaciones (IRAC, 2009). Para ello, de cada una de las camas se seleccionaron hojas del estrato medio, que contuvieran 20 individuos de *B. tabaci* de cinco a ocho días de edad. Las hojas se sumergieron durante 5 s en la concentración respectiva de insecticida. Las hojas tratadas se dejaron secar en papel absorbente y posteriormente se colocaron en recipientes de plástico de 20 x 20 cm, con papel húmedo. Las condiciones del bioensayo fueron de 24 ± 2 °C de temperatura, 60% de H.R. y 12:12 horas luz:oscuridad.

Los insecticidas utilizados fueron seleccionados de acuerdo con el manejo reportado por los productores: Bifentrina (Brigadier 20 P° 209 g i.a./L, piretroide), Imidacloprid (Picador 70 PH° 350 g i.a./L, neonicotinoide) y Endosulfan (Thiodan 35 CE° 350 g i.a./L, organoclorado). Para la preparación de las diferentes concentraciones se utilizó agua destilada y el producto bionex® como dispersante, en una proporción 1 mL:1 L de agua. Se establecieron seis concentraciones de cada plaguicida para cada cultivo y maleza. Se realizaron tres repeticiones de cada bioensayo y cada repetición incluyó un testigo de agua con bionex. Las concentraciones usadas fueron de 100, 250, 500, 1000, 1500 y 2000 ppm para c/m de los 3 insecticidas utilizados. La mortalidad de las ninfas se registró después de 24 horas del tratamiento. Se consideró ninfa muerta aquella que estaba deshidratada, con cambio de coloración o sin movimientos. El máximo nivel de mortalidad aceptable para el testigo fue del 10%; la mortalidad ocasionada por los diferentes insecticidas fue corregida por la mortalidad en el testigo mediante la fórmula de Abbott (1925). Una vez registrada la relación concentración-mortalidad para cada insecticida, por cultivo y maleza, se estimaron los correspondientes valores de Concentración Letal 50 y 95 (CL_{50} y CL_{95}), y la pendiente de la recta de regresión concentración-mortalidad mediante el método de máxima verosimilitud (Finney, 1971). Se utilizó el

programa SAS system para Windows ver 9.0 (2002). Se consideraron significativamente diferentes ($P < 0,05$) los valores de CL_{50} cuyos intervalos de confianza no se superpusieron.

RESULTADOS

En la Tabla 1 se muestran los valores de CL_{50} del producto bifentrina en relación a las seis poblaciones en estudio. *Bemisia tabaci* biotipo B sobre tomate (*S. lycopersicum*) presentó una CL_{50} de 24,445 ppm y sobre su maleza asociada, *S. nigrum*, obtuvo una CL_{50} mayor ($P < 0,05$) de 177,765 ppm. Sobre frijol (*P. vulgaris*) la CL_{50} fue de 150,792 ppm, mientras que sobre su maleza asociada (*M. divaricatum*), la CL_{50} (278,748 ppm), no fue significativamente diferente. Sobre calabaza (*Cucurbita* spp.) se obtuvo una CL_{50} de 144,145 ppm, mientras que sobre su maleza asociada (*H. angiospermum*) la CL_{50} (78,630 ppm) no fue significativamente diferente. *Bemisia tabaci* criada sobre la maleza *M. divaricatum* presentó los valores más altos de CL_{50} (278,748 ppm), seguida de *S. nigrum*, el frijol y la calabaza. Los valores más bajos se obtuvieron en tomate y *H. angiospermum* (24,444 y 78,630 ppm, respectivamente).

En la Tabla 2 podemos observar los valores de CL_{50} para el producto imidacloprid en relación a las seis poblaciones. Las poblaciones sobre tomate presentaron una CL_{50} de 179,595 ppm y sobre *S. nigrum* de 168,599 ppm; sobre el frijol la CL_{50} fue de 102,122 ppm, mientras que sobre la maleza *M. divaricatum* fue de 2,282 ppm; sobre calabaza se observó una CL_{50} de 165,937 ppm, mientras que sobre la maleza asociada *H. angiospermum* fue de 85,105 ppm. El tomate, la calabaza y la maleza *S. nigrum* fueron las que presentaron los valores más altos ($P < 0,05$) de CL_{50} con 179,595; 165,937 y 168,599 ppm,

respectivamente. El valor más bajo lo presentó la maleza *M. divaricatum* con un valor de 2,282 ppm.

En la Tabla 3 podemos observar, para el producto endosulfan, que la CL_{50} para tomate fue de 40,073 ppm; para la maleza *S. nigrum* de 92,331; para frijol de 109,600 ppm, para *M. divaricatum* de 134,579 ppm; para la calabaza de 85,760 ppm y para *H. angiospermum* de 156,523 ppm. La maleza *M. divaricatum* y *H. angiospermum* fueron las que presentaron los valores más altos de CL_{50} (134,579 y 156,523 ppm, respectivamente). El tomate presentó el valor más bajo con 40,073 ppm.

DISCUSIÓN

En relación a los resultados de CL_{50} con el producto bifentrina, podemos mencionar que la maleza *M. divaricatum*, seguida de la maleza *S. nigrum*, el frijol y la calabaza fueron los que presentaron los valores más altos de CL_{50} (177,765 a 144,145 ppm). Los valores más bajos los presentaron el tomate y la maleza *H. angiospermum* con valores de 24,444 y 78,630 ppm, respectivamente. Para los hospederos con los valores más altos de CL_{50} , como es el frijol, Morales (2000) menciona que son pocas las aplicaciones que se realizan en este cultivo; sin embargo, el uso de piretroides es una estrategia que regularmente utilizan los productores a inicios de ciclo con la finalidad de evitar la transmisión de virus, utilizando las dosis altas recomendadas (equivalente a 600 ppm). Este resultado es mayor al obtenido en nuestra investigación (150,792 ppm) en un 74,8%. Para la calabaza, Riley y Tan (2003) reportan una CL_{50} para la bifentrina de 190,020 ppm en una línea de mosquita blanca; resultado superior en un 24% a los de nuestro estudio (144,145 ppm). Los valores más altos de CL_{50} en las poblaciones desarrolladas en las malezas *S. nigrum* y *M. diva-*

Tabla 1. Concentraciones letales medias, intervalos de confianza y proporción de resistencia de *Bemisia tabaci* biotipo B a Bifentrina sobre seis hospederos.

Table 1. Mean lethal concentrations, confidence intervals, and proportion of resistance of *Bemisia tabaci* biotype B to Bifentrina on six plant hosts.

Hospedero	n	gl	Bifentrina			
			CL_{50}	In. de conf. 95%	CL_{05}	CL_{95}
<i>Solanum lycopersicum</i>	420	6	24,444 b	7,295-47,346	0,946	631,51
<i>Phaseolus vulgaris</i>	420	6	150,792 ab	46,086-260,644	11,649	1952
<i>Cucurbita</i> spp.	420	6	144,145 a	133,250-198,639	7,628	2724
<i>Solanum nigrum</i>	420	6	177,765 a	59,656-302,657	5,500	5745
<i>Melampodium divaricatum</i>	420	6	278,748 a	103,240-479,083	16,522	4703
<i>Heliotropium angiospermum</i>	420	6	78,630 ab	29,911-135,005	0,493	12525

n: Número de ninfas de cuarto estadio de *B. tabaci*; gl: Grados de libertad; In. de conf.: Intervalos de confianza. Los valores de CL_{50} seguidos por letras distintas son significativamente diferentes ($P < 0,05$).

n: Número de ninfas de cuarto estadio de *B. tabaci*; gl: Grados de libertad; In. de conf.: Intervalos de confianza. Los valores de CL_{50} seguidos por letras distintas son significativamente diferentes ($P < 0,05$).

Tabla 2. Concentraciones letales medias, intervalos de confianza y proporción de resistencia de *Bemisia tabaci* biotipo B a Imidacloprid sobre seis hospederos.**Table 2.** Mean lethal concentrations, confidence intervals and proportion of resistance of *Bemisia tabaci* biotype B to Imidacloprid on six plant hosts.

Hospedero	n	gl	Bifentrina			
			ppm			
			CL ₅₀	In. de conf. 95%	CL ₀₅	CL ₉₅
<i>Solanum lycopersicum</i>	420	6	179,595 a	137,758-221,738	15,41	2093
<i>Phaseolus vulgaris</i>	420	6	102,122 ab	21,364-190,180	6,657	1567
<i>Cucurbita</i> spp.	420	6	165,937 a	133,250-198,639	23,07	1193
<i>Solanum nigrum</i>	420	6	168,599 a	86,322-252,534	21,35	1331
<i>Melampodium divaricatum</i>	420	6	2,282 c	1,277 - 2,593	1,094	3,469
<i>Heliotropium angiospermum</i>	420	6	85,105 b	47,326-125,491	2,642	2741

n: Número de ninfas de cuarto estadio de *B. tabaci*; gl: Grados de libertad; In. de conf.: Intervalos de confianza. Los valores de CL₅₀ seguidos por letras distintas son significativamente diferentes (P<0,05).

n: Número de ninfas de cuarto estadio de *B. tabaci*; gl: Grados de libertad; In. de conf.: Intervalos de confianza. Los valores de CL₅₀ seguidos por letras distintas son significativamente diferentes (P<0,05).

Tabla 3. Concentraciones letales medias, intervalos de confianza y proporción de resistencia de *Bemisia tabaci* biotipo B a Endosulfan sobre seis hospederos.**Table 3.** Mean lethal concentrations, confidence intervals and proportion of resistance of *Bemisia tabaci* biotype B to Endosulfan on six plant hosts.

Hospedero	n	gl	Bifentrina			
			ppm			
			CL ₅₀	In. de conf. 95%	CL ₀₅	CL ₉₅
<i>Solanum lycopersicum</i>	420	6	40,073 a	1,47E-18-169,335	0,047	33745
<i>Phaseolus vulgaris</i>	420	6	109,60 a	8,447-234,297	3,533	3400
<i>Cucurbita</i> spp.	420	6	85,760 a	6,39E-7-254,281	1,491	4931
<i>Solanum nigrum</i>	420	6	92,331 a	2,68E-6-280,953	0,440	19353
<i>Melampodium divaricatum</i>	420	6	134,57 a	15,250-271,045	6,194	2924
<i>Heliotropium angiospermum</i>	420	6	156,52 a	108,690-204,931	7,136	3433

n: Número de ninfas de cuarto estadio de *B. tabaci*; gl: Grados de libertad; In. de conf.: Intervalos de confianza. Los valores de CL₅₀ seguidos por letras distintas son significativamente diferentes (P<0,05).

n: Número de ninfas de cuarto estadio de *B. tabaci*; gl: Grados de libertad; In. de conf.: Intervalos de confianza. Los valores de CL₅₀ seguidos por letras distintas son significativamente diferentes (P<0,05).

ricatum (177,775 y 278,748 ppm) sugieren que *B. tabaci* ha desarrollado resistencia a la bifentrina respecto a los metabolitos secundarios producidos por las malezas. Al respecto, Siegfried y Mullin (1989) y Martinson et al. (1991) mencionan que los factores ambientales que podrían influir en la creación de fenotipos resistentes, incluye a plantas huésped, la temperatura y la exposición subletal a insecticidas u otras toxinas. De este modo, Tian y Guo (1996) utilizando diferentes plantas hospederas como dieta en *Heliothis armigera*, encontraron respuestas diferenciales de este insecto a la deltametrina. Se han informado varios aleloquímicos o metabolitos secundarios, como el zingibereno en *Melampodium divaricatum* y solasonina en *Solanum nigrum* (Correa y Bernal, 1990; Simmons et al.,

2004). Al respecto, Hunter et al. (1994) encontraron que un aleloquímico (dihydrochalcone glycoside phloridzin) encontrado en el follaje del cultivo del manzano induce cambios en la respuesta de *Platynota idaeusalis* al insecticida organofosforado azinfos metil. Así mismo, estos metabolitos secundarios pueden influir en la activación de enzimas detoxificativas que suscitan cambios metabólicos en las mosquitas blancas hacia los insecticidas, tal como lo reportan Brattsten et al. (1977) y Bush et al. (1993). Por otro lado, Tian y Guo (1996), utilizando diferentes plantas hospederas como dieta para evaluar la deltametrina en *Heliothis armigera*, encontraron un aumento general de actividad de esterasas afectado procesos metabólicos de detoxificación de este insecticida.

Para el producto imidacloprid, las poblaciones que tuvieron como hospedero al tomate, la calabaza y la maleza *S. nigrum* fueron las que presentaron los valores más altos de CL_{50} con 179,595; 165,937 y 168,599 ppm, respectivamente. El valor más bajo lo presentó la maleza *M. divaricatum* con un valor de 2,282 ppm. Al respecto, Gutiérrez et al. (2007) en una población de campo sobre tomate obtuvo una CL_{50} de 29,8 ppm, resultado que es un 83,4% menor al reportado en este estudio (179,595 ppm). Liang et al. (2012) reportaron una CL_{50} de 125,10 ppm después de siete generaciones de estar expuesta a neonicotinoides (nitenpyram e imidacloprid); estos resultados son un 30% menor a los reportados en esta investigación. En relación al cultivo de la calabaza, Xie et al. (2010) trabajando con una población obtenida de cucurbitáceas, y evaluando el producto neonicotinoide acetamiprid, reportaron una CL_{50} de 124 ppm, resultados inferiores en un 25% a los reportados en esta investigación. En la maleza *S. nigrum* obtuvimos un valor elevado de CL_{50} (168,599 ppm). Esta maleza presenta varios metabolitos secundarios con efecto insecticida (ejemplo: solasonina, solanigrina, solasodamina, solamarina, glucoalcaloides, asparagina, taninos, saponinas, esteroides y triacotano), que la mosquita blanca tiene que detoxificar (Correa y Bernal, 1990).

Las poblaciones desarrolladas en tomate y calabaza presentaron los valores más altos de CL_{50} . Esto posiblemente se debe a que en el cultivo del tomate se realizan un elevado número de aplicaciones del producto por temporada. Al respecto, se han documentado varias especies de insectos con resistencia a neonicotinoides. Por ejemplo, Zhao et al. (1995) en *Frankliniella occidentales* y Gorman et al. (2007) en *Trialeurodes vaporariorum* mencionaron un incremento en la proporción de resistencia de 14 ó 159 veces, dependiendo del número de aplicaciones por temporada. Liang et al. (2012) reportaron sobre tomate una CL_{50} de 7,34 ppm en la F0 y de 125,10 ppm después de siete generaciones de estar expuesta a neonicotinoides (nitenpyram e imidacloprid).

Las malezas *M. divaricatum* y *H. angiospermun* fueron las que presentaron los valores más altos de CL_{50} (134,579 y 156,523 ppm) para el producto endosulfan, y el tomate presentó el valor más bajo con 40,073 ppm. En relación a la maleza *H. angiospermun*, Smith y Culvenor (1981) mencionaron que el género *Heliotropium* presenta una alta cantidad del metabolito pyrrodizilina, el cual tiene efectos contra insectos herbívoros. Al respecto Altieri et al. (1983), trabajando con *Heliotropium europaeum* en cultivos de leguminosas, redujeron alrededor del 70% las poblaciones de insectos plaga. Respecto a la maleza *M. divaricatum* se ha encontrado que la familia de las asteráceas presenta propiedades plaguicidas y plaguistáticas (Schmutterer, 1990; Choi et al., 2003). En algunos géneros se han hallado principios activos como trans-anetol, alilanisol, B-cariofileno y tagetona, que han demostrado ser tóxicos e inhibidores de la reproducción y crecimiento en insectos (Weaver et al., 1997; Cestari et al., 2004; Tomova et al., 2005).

Se han encontrado respuestas diferenciales de la mosquita blanca a insecticidas por el desarrollo de sus poblaciones en diferentes plantas huésped (Tian y Guo, 1996), además del incremento de enzimas detoxificativas en los insectos como esterasas y epoxidasas afectado los procesos metabólicos. Estos resultados sugieren que las plantas hospederas tienen un efecto en la resistencia de la mosquita blanca a los insecticidas. Los aleloquímicos o metabolitos secundarios reportados en las especies de malezas estudiadas influyen en la tolerancia de las colonias de mosquita blanca a los insecticidas. Hunter et al. (1994) mencionan que los diferentes aleloquímicos (o metabolitos secundarios) en plantas huéspedes han suscitado cambios metabólicos en insectos, tales como la activación o la inhibición metabólica. Estos cambios en los procesos metabólicos podrían provocar las diferencias observada en la respuesta a insecticidas de insectos desarrollados en diferentes plantas hospederas.

CONCLUSIONES

El hospedero influye en la tolerancia de *Bemisia tabaci* biotipo B a insecticidas. Esto es principalmente a través de la resistencia inducida, que es obtenida a través de las diferentes características fitoquímicas intrínsecas de cada una de las familias que le sirven como hospedero. Al mismo tiempo, los insectos pueden detoxificar los diferentes plaguicidas mediante el uso de enzimas.

REFERENCIAS

- Abbott, W.S. (1925). A method for computing the effectiveness of an insecticide. *Journal Economic Entomology* 18: 265-267.
- Altieri, M.A. y D.K. Letourneau (1983). Vegetation management and biological control in agroecosystems. *Crop Protection* 1: 405-430.
- Anderson, P.K. (1993). Un modelo para la investigación en mosca blanca, *Bemisia tabaci* (Gennadius). En: Hilje, L. y Arboleda, O. (eds), pp. 27-33. Las moscas blancas (Homóptera: Aleyrodidae) en América Central y El Caribe. Serie Técnica, Informe Técnico N° 205. Turrialba, Costa Rica.
- Brattsten, L.B., C.F. Wilkinson y T. Eisner (1977). Herbivore-plant interactions: mixed-function oxidases and secondary plant substances. *Science* (Washington, DC). 196: 1349-1352.
- Bush, M.R., Y.A.I. Abdel-Aal, K. Saito y G.C. Rock (1993). Azinphosmethyl resistance in the tufted apple bud moth (Lepidoptera: Tortricidae): reversion, diagnostic concentrations, associated esterasas, and glutathione transferases. *Journal Economic Entomology* 86: 213-225.
- Byrne, D. y T. Bellows (1991). Whitefly Biology. *Annual Review of Entomology* 36: 431-457.
- Castle S.J, N. Prabhaker, T.J. Henneberry y N.C Toscano (2009). Host plant influence on susceptibility of *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) to insecticides. *Bulletin Entomology Research* 99: 263-273.

- Caballero, R. (1993). Moscas blancas neotropicales (Homóptera: Aleyrodidae): hospedantes, distribución, enemigos naturales e importancia económica. En: Hilje, L. y Arboleda, O. (eds), pp. 10-15. Las moscas blancas (Homóptera: Aleyrodidae) en América Central y El Caribe. Serie Técnica, Informe Técnico N° 205. Turrialba, Costa Rica.
- Cestari, I. M., S. J. Sarti, C.M. Waib y A. Castello (2004). Evaluation of the potential insecticide activity of *Tagetes minuta* (Asteraceae) essential oil against the head louse *Pediculus humanus capitis* (Phthiraptera: Pediculidae). Scientific Note, *Neotropical Entomology* 33: 805-807.
- Choi, W.I., E.H. Lee, B.R. Choi., H.M. Park y Y.J. Ahn (2003). Toxicity of plant essential oils to *Trialeurodes vaporariorum* (Homoptera: Aleyrodidae). *Journal of Economic Entomology* 96: 1479-1484.
- Correa, Q. y H. Bernal (1990). Especies Vegetales Promisoras de los países del convenio Andres Bello. Baccharis, Bogota. SECAB. *Ciencia y Tecnología* 5: 170-236.
- De Barro, P.J. (2005). Genetic structure of the whitefly *Bemisia tabaci* in the Asia-Pacific region revealed using microsatellite markers. *Molecular Ecology* 14: 3695-3718.
- Delatte, H., H. Holota, F. Naze, M. Peterschmitt, B. Reynaud y J.M. Lett (2005). The presence of both recombinant and non-recombinant strains of tomato yellow leaf curl virus on tomato in Reunion Island. *Plant Pathology* 54: 262.
- Finney, D.J. (1971). Probit analysis. 3rd ed. Cambridge University Press. Cambridge.
- Gorman, K., G. Devine, J. Bennison, P. Coussons, N. Punchard y I. Delhom (2007). Report of resistance to the neonicotinoid insecticide imidacloprid in *Trialeurodes vaporariorum* (Hemiptera: Aleyrodidae). *Pest Management Science* 63: 555-558.
- Gutiérrez-Olivares, M., J.C. Rodríguez-Maciel, C. Llanderal-Cázares, A.P. Terán-Vargas, A. Lagunes-Tejeda y O. Díaz-Gómez (2007). Estabilidad de la resistencia a neonicotinoides en *Bemisia tabaci* (Gennadius) biotipo B de San Luis Potosí, México. *Agrociencia* 41: 913-920.
- Holguín-Peña, R.J., L.G. Hernández-Montiel y H. Latisnere-Barragan (2010). Identificación y distribución geográfica de *Bemisia tabaci* (Gennadius) y su relación con enfermedades begomovirales en tomate (*Solanum lycopersicum* L.) de Baja California, México. *Revista Mexicana de Fitopatología* 28: 58-60.
- Hunter, M.D., D.J. Biddinger, E.J. Carlini, B.A. McPherson y L.A. Hull (1994). Effect of Apple leaf allelochemistry on tufted apple bud moth (Lepidoptera: Tortricidae) Resistance to Azinphosmethyl. *Journal of Economic Entomology* 87: 1423-1429.
- IRAC (Insecticide Resistance Action Committee) (2009). Susceptibility Test Methods Series: Method 5 "Bemiciasp". En: www.iraconline.org/documents/method5.pdf (fecha de consulta: octubre 08, 2012).
- Liang, P., Y.T. Tian, A. Biondi, N. Desneux y X.W. Gao (2012). Short-term and transgenerational effects of the neonicotinoid nitenpyram on susceptibility to insecticides in two whitefly species. *Ecotoxicology* 21: 1889-1898.
- Martinson, T.E., J.P. Nyrop, T.J. Dennehy W.H. Reissig (1991). Temporal variability in repeated bioassays of field populations of European red mite (Acari: Tetranychidae): implications for resistance monitoring. *Journal of Economic Entomology* 84: 1119-1127.
- Morales, F.J. (2000). Métodos de control de begomovirus del frijol. En: F.J. Morales (ed.), pp. 133-154. El Mosaico Dorado y otras enfermedades del frijol común causadas por geminivirus transmitidos por mosca blanca en la América Latina. Palmira, Valle del Cauca, Colombia: Centro Internacional de Agricultura Tropical (CIAT).
- Naveed, M. (2006). *Estrategias de control para Bemisia tabaci (Gennadius) en algodón en el Punjab de Pakistán*. Tesis doctoral, Universidad Bahauddin Zakariya, Multan.
- Polack, L.A. (2005). Manejo integrado de moscas blancas. Boletín Hortícola N° 31. EEA San Pedro INTA. 7 p.
- Riley, G.D. y W. Tan (2003). Host Plant Effects on Resistance to Bifenthrin Silverleaf Whitefly (Homoptera: Aleyrodidae). *Journal of Economic Entomology* 96: 1315-1321.
- SAS Institute Inc (2002). Guide for personal computers. SAS institute, Cary, N.C.
- Schmutterer, H. (1990). Properties and potential of natural pesticides from the neem tree, *Azadirachta indica*. *Annual Review of Entomology* 35: 271-719.
- Siegfried, B.D. y C.A. Mullin (1989). Influence of alternative host plant feeding on aldrin susceptibility and detoxification enzymes in western and northern corn rootworms. *Pesticide Biochemistry and Physiology* 35: 155-164.
- Simmons, A.M. (1994). Ovipositions on vegetables by *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae). Temporal and leaf surface factors. *Environmental Entomology* 23: 381-389.
- Smith, L.W. y C.C. Culvenor (1981). Plant sources of hepatotoxic pyrrolizidine alkaloids. *Journal of Natural Products* 44: 129-152.
- Tian, W.J. y Y.Y. Guo (1996). Effects of host plant on susceptible to deltamethrin and detoxification enzymes of *Heliothis armigera* (Lepidoptera: Noctuidae). *Journal of Economic Entomology* 89: 11-14.
- Tomova, B.S., J.S. Waterhouse y J. Doberski (2005). The effect of fractionated *Tagetes* oil volatiles on aphid reproduction. *Entomologia Experimentalis et Applicata* 115: 153-159.
- Xie, W., S. Wang, Q. Wu, Y. Feng, H. Pan, X. Jiao, L. Zhou, X. Yang, W. Fu, H. Teng, B. Xu. y Y. Zhang (2010). Induction effects of host plants on insecticide susceptibility and detoxification enzymes of *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae). *Pest Management Science* 67: 87-93.
- Weaver, D.K., J.L. Zettler, C.D. Wells, J.E. Baker, W. Bertsch y J.E. Throne (1997). Toxicity of fractionated and degraded mexican marigold floral extract to adult *Sitophilus zeamais* (Coleoptera: Curculionidae). *Journal of Economic Entomology* 90: 1678-1683.
- Yu, S. J. (1982). Host plant induction of glutathione S-transferase in the fall armyworm. *Pesticide Biochemistry and Physiology* 18: 101-106.
- Zhao, G., W. Liu y J. Brown (1995). Insecticidal resistance in field and laboratory strains of western flower thrips (Thysanoptera: Thripidae). *Journal of Economic Entomology* 88: 1164-1170.

Selenium invoked antioxidant defense system in *Azolla caroliniana* plant

Sistema de defensa antioxidante inducido por selenio en *Azolla caroliniana*

Hassan AMA & EM Mostafa

Abstract. Plants of *Azolla caroliniana* were treated with different selenium concentrations (0, 1, 2, 5, 7, 10 ppm) for seven days. Selenium (Se) content in *Azolla* plants increased significantly with increasing Se concentrations in the culture media up to 5 ppm. This indicated that *Azolla* plants were a good accumulator for Se. Selenium accumulation determined changes in *Azolla* biomass, doubling time and relative growth rates. Treatment of *Azolla* plants with low concentrations of Se (1 ppm) resulted in a significant increase in biomass. This was accompanied by a reduction in hydrogen peroxide and malondialdehyde (MDA) contents; the decrease percentages were 78% and 60%, respectively at 1 ppm Se in comparison with the control. At higher Se concentrations (>5 ppm), there was a significant increase in H₂O₂ and MDA contents, these increases were 3.2- and 2.8-fold at 10 ppm Se in comparison to controls, respectively. Compared to that in controls, total ascorbate as well as total glutathione contents, were significantly increased. The activity of the GR enzyme was significantly increased in *Azolla* plants with addition of different concentrations of Se. The increase was 2.2- and 3.4-fold at 2 and 7 ppm Se, respectively. The addition of high concentrations of Se (>5 ppm) to the growth media resulted in a significant increase in the GSH-PX and APX activities in *Azolla* plants. Thus, addition of Se affects *Azolla* plants, and these effects change from beneficial to toxic, as reflected in the metabolism and growth of the plants.

Keywords: Selenium; *Azolla caroliniana*; Ascorbate; Glutathione; Antioxidant enzymes; Glutathione peroxidase.

Resumen. Plantas de *Azolla caroliniana* fueron tratadas con diferentes concentraciones de selenio (0, 1, 2, 5, 7, 10 ppm) por siete días. El contenido de selenio (Se) en las plantas de *Azolla* se incrementó significativamente al incrementarse las concentraciones de Se en el medio de cultivo hasta 5 ppm. Esto indicó que las plantas de *Azolla* pudieron acumular bien el Se. La acumulación de Se determinó cambios en la biomasa, la duración del experimento por generación y las tasas relativas de crecimiento de *Azolla*. El tratamiento de las plantas de *Azolla* con bajas concentraciones de Se (1ppm) resultaron en un incremento significativo en la biomasa. Esto fue acompañado por una reducción en los contenidos de H₂O₂ y malondialdehído (MDA); los porcentajes de reducción fueron 78% y 60%, respectivamente, a 1 ppm de Se en comparación con el control. A mayores concentraciones de Se (> 5 ppm), hubo un incremento significativo en los contenidos de H₂O₂ y MDA. Estos incrementos fueron de 3.2 y 2.8 veces a 10 ppm Se en comparación a los controles, respectivamente. Comparado a los controles, los contenidos de ascórbico y glutatión totales se incrementaron significativamente. La actividad de la enzima GR se incrementó significativamente en las plantas de *Azolla* con el agregado de diferentes concentraciones de Se. El incremento fue de 2.2 y 3.4 veces a 2 y 7 ppm Se, respectivamente. El agregado de altas concentraciones de Se (> 5 ppm) al medio de crecimiento determinó un incremento significativo en las actividades de la GSH-PH y APX en las plantas de *Azolla*. De esta forma, el agregado de Se afecta a las plantas de *Azolla*, y estos efectos cambian de benéficos a tóxicos, como se reflejan en el metabolismo y crecimiento de las plantas.

Palabras clave: Selenio; *Azolla caroliniana*; Ascórbico; Glutatión; Enzimas Antioxidantes; Glutatión peroxidasa.