

Efecto de plantas hospederas en la inducción enzimática detoxificativa de *Bemisia tabaci* (Gennadius)*

Effect of host plants on the induction of detoxifying enzymes of *Bemisia tabaci* (Gennadius)

Ernesto Cerna Chávez¹, Yoseni Martínez Martínez¹, Jerónimo Landeros Flores¹, Omegar Hernández Bautista¹ y Yisa Ochoa Fuentes^{1§}

¹Departamento de Parasitología-Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. Buenavista, Saltillo, Coahuila. C. P. 25315, Tel y Fax: 844 4110226. (yoseni_17@hotmail.com; jlanflo@uaan.mx; jabaly1@yahoo.com; stoopy_doo@hotmail.com). [§]Autora para correspondencia: yisa8a@yahoo.com.

Resumen

Bemisia tabaci (Gennadius) es una de las plagas más importantes en la agricultura, debido al amplio rango de plantas hospederas y a las pérdidas económicas que ocasiona. En los últimos años su control ha sido ineficiente, generando resistencia a insecticidas. Sin embargo, se ha comprobado que el hospedero también influye en la inducción de resistencia natural hacia los plaguicidas. El objetivo de la investigación fue determinar los mecanismos y cambios en los niveles enzimático detoxificativos de *B. tabaci*, recolectada en seis diferentes hospederos en el año 2012, en el estado de Chiapas. Se utilizó el insecticida Bifentrina para evaluar la susceptibilidad de estas poblaciones y la realización de pruebas bioquímicas con el fin de conocer los niveles de las enzimas α y β -esterasas, oxidasas y glutatión s-transferasas. Se observaron cambios en los niveles de α y β -esterasas en poblaciones de *B. tabaci* desarrolladas en las arvenses *Solanum nigrum* y *Melampodium divaricatum*. Por lo que se puede mencionar que la planta hospedera influye en la inducción de enzimas detoxificativas en la resistencia de *B. tabaci*.

Palabras clave: hospederos y enzimas detoxificativas, mosquita blanca, susceptibilidad a insecticidas.

Abstract

Bemisia tabaci (Gennadius) is one of the most important pests in agriculture, due to the wide range of host plants and economic losses that produces. In recent years, its control has been inefficient, generating insecticide resistance. However, it has been found that the host also influences the induction of natural resistance to pesticides. The objective of the research was to determine the mechanisms and changes in detoxifying enzyme levels of *B. tabaci*, collected from six different hosts in 2012, in the state of Chiapas. Bifenthrin insecticide was used to assess the susceptibility of these populations and biochemical tests in order to know the levels of α and β -esterase, oxidases and glutathione s-transferases enzymes. Changes in the levels of α and β -esterases were observed in populations of *B. tabaci* developed in weeds *Solanum nigrum* and *Melampodium divaricatum*. It can be said that the host plant influences the induction of detoxifying enzymes in the resistance of *B. tabaci*.

Keywords: host and detoxifying enzymes, susceptibility to insecticides, whitefly.

* Recibido: octubre de 2014
Aceptado: enero de 2015

En las últimas tres décadas, *B. tabaci* Biotipo B, ha causado pérdidas en agroecosistemas en todo el mundo (Morales y Anderson 2001). En América constituye un grave problema desde el sur de Estados Unidos hasta Argentina (Anderson, 1993). En México, *B. tabaci* es una de las plagas que más daños ocasiona en hortalizas (Holguín-Peña *et al.*, 2010), al succionar la savia y la secreción de mielecilla, propicia el desarrollo de hongos que dificultan la fotosíntesis, afectando el vigor del hospedero (Rodríguez y Cardona 2001). Sin embargo, el daño más severo lo causan indirectamente al ser vectores de virus (Byrne y Bellows 1990). Su control se ha basado principalmente en el método químico; sin embargo, el uso indiscriminado de insecticidas, ha dado lugar a la inducción en la aparición de resistencia (Naeem, 2006). Asimismo, se ha demostrado que también los hospederos tienen influencia en la resistencia de ciertos artrópodos a pesticidas; por lo que, el alimento puede influir en la tolerancia, debido a la presencia de metabolitos secundarios en las plantas; que al ser ingeridos por los insectos, alteren sus sistemas enzimáticos de degradación de xenobióticos, para poder asimilarlos (Yu, 1982).

Esta resistencia en *B. tabaci*, está asociado a tres sistemas de detoxificación enzimático, como son esterasas, monooxigenasas y glutatión s-transferasas, que son los mecanismos bioquímicos del metabolismo de xenobióticos mas importantes (incluyendo aleloquímicos y pesticidas) (Ndakidemi y Dakora, 2003). En algunas investigaciones se ha reportado a *B. tabaci* con un alto grado de resistencia natural, debido a que es una especie polífaga, cuenta con más de 900 especies de plantas hospederas, cultivadas y silvestres (Polack, 2005), mostrándose como una especie candidata a presentar resistencia, como resultado de su adaptabilidad a una elevada gama de hospederos.

Por tal motivo, el conocer el efecto del hospedero sobre las enzimas detoxificativas, puede ser utilizada como referencia en estudios de resistencia, dando evidencia teórica para el uso seguro y racional de plaguicidas (Castle *et al.*, 2009). Debido a lo anterior el objetivo de este trabajo fue investigar el efecto de inducción enzimática detoxificativa, de seis plantas hospederas sobre la susceptibilidad de *B. tabaci*.

El presente trabajo se realizó en el Laboratorio de Toxicología del Departamento de Parasitología Agrícola de la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro (UAAAN). Para el establecimiento del pie de cría de *B. tabaci*, se realizaron seis muestreos en el municipio de Villacorzo, Chiapas, en noviembre de 2012, donde se seleccionaron los siguientes cultivos y arvense asociada, tomate *Solanum lycopersicum*,

In the past three decades, *B. tabaci* biotype B has caused losses in agro ecosystems worldwide (Morales and Anderson 2001). In America is a serious problem from southern United States to Argentina (Anderson, 1993). In Mexico, *B. tabaci* is one of the pest that causes more damage on vegetables (Holguín-Peña *et al.*, 2010), by sucking the sap and honeydew secretion, promoting the growth of fungi that hinder photosynthesis, affecting the host vigor (Rodríguez and Cardona 2001). However, the most severe damage is caused indirectly by being virus vectors (Byrne and Bellows 1990). Its control has been based mainly on the chemical method; however, the indiscriminate use of insecticides has resulted in the induction in the development of resistance (Naeem, 2006). Also it has been shown that the host has influence in the resistance of certain arthropods to pesticides; so, food can favor tolerance due to the presence of secondary metabolites in plants; that when ingested by insects, alter their enzyme systems of xenobiotic degradation, to assimilate them (Yu, 1982).

This resistance in *B. tabaci*, is associated to three detoxification enzyme systems, such as esterases, monooxygenases, and glutathione s-transferase, which are the biochemical mechanisms from the metabolism of major xenobiotic (including allelochemicals and pesticides) (Ndakidemi and Dakora, 2003). Some research has been reported *B. tabaci* with a high degree of natural resistance, because it is a polyphagous species, having over 900 species of host plants, cultivated and wild (Polack, 2005), appearing as a candidate species to show resistance as a result of its adaptability to a high range of hosts.

Therefore, knowing the effect of the host on detoxifying enzymes can be used as a reference in studies of resistance, giving theoretical evidence for the safe and rational use of pesticides (Castle *et al.*, 2009). Because of this, the purpose of this study was to investigate the effect of the induction of detoxifying enzyme, of six host plants on the susceptibility of *B. tabaci*.

This work was performed at the Laboratory of Toxicology from the Department of Agricultural Parasitology at the Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro (UAAAN). For the establishment of the breeding stock of *B. tabaci*, six samples were taken in the town of Villacorzo, Chiapas, in November 2012, where the following crops were selected and associated weed, tomato *Solanum lycopersicum*, weed I (weed I = *Solanum nigrum*: *Solanaceae*), beans (*Phaseolus vulgaris*), weed II (*Melampodium divaricatum*: *Asteraceae*),

maleza I (maleza I= *Solanum nigrum*: *Solanaceae*), frijol (*Phaseolus vulgaris*), maleza II (*Melampodium divaricatum*: *Asteraceae*), calabaza (*Cucurbita* spp.) y maleza III (*Heliotropium angiospermum*: *Boraginaceae*). El material biológico recolectado se trasladó al invernadero de Parasitología Agrícola de la UAAAN, donde se colocaron en seis camas de siembra (una para cada cultivo y maleza). La cría se realizó bajo condiciones de invernadero con $26 \pm 4^\circ\text{C}$, HR del 70% y 14:10 h luz: oscuridad. Se utilizó el producto Bifentrina (Brigadier 20 P® 209 g de i.a. L⁻¹, piretroide), como indicador de la susceptibilidad mediante la técnica de bioensayo, inmersión de hoja para mosquita blanca, con modificaciones (IRAC, 2009).

Utilizando ninfas de cuarto estadio con al menos tres generaciones en el hospedero. 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. Las concentraciones utilizadas fueron de 100, 250, 500, 1 000, 1 500 y 2 000 ppm. Las lecturas de mortalidad se realizaron a las 24 h. Para determinar el nivel enzimático, se utilizaron las seis poblaciones de cada uno de los hospederos, mediante cuatro pruebas, determinando a las enzimas α y β -esterasas, oxidasas y glutathione S-transferasas. Todas las pruebas se corrieron por triplicado en placas de 96 pozos y leídas mediante el lector de microplacas Stat fax-2100®. Los reactivos utilizados fueron solución amortiguadora de fosfato de potasio a 0.05 M y pH 7.2 (BFP), α o β -naftil acetato (α o β NAF), o-dianisidina (OD), albúmina sérica bovina (ASB), homogeneizado de ninfas (HM), dihidrocloruro de 3, 3', 5, 5'-tetrametil-bencidina (TMBZ) y glutatión reducido (GR).

Previo a esto, se determinó la cantidad de proteína, mediante el método de Bradford (1976) modificado por Brogdon (1984), usando como proteína de referencia a la albúmina sérica bovina. Se evaluaron 10 concentraciones (0.5, 1, 5, 10, 15, 30, 50, 100, 200, 300) de ninfas de cuarto estadio, cada una con ocho repeticiones. Una vez que se determinó la cantidad de muestra con relación a la proteína (100 ninfas de *B. tabaci*= 100 μg de proteína/mL), se homogenizó en 100 μL de BFP y se diluyó a 1 mL (Brogdon, 1984). Se prepararon 90 muestras para cada una de las líneas. Se determinaron los niveles de α -esterasas (α EST), β -esterasas (β EST), oxidasas (Ox) y glutathione s-transferasas (GST). Se utilizaron las metodologías descritas por Brogdon (Brogdon *et al.*, 1983, 1990 y 1997). Sin embargo, para las Ox y GST los niveles de lectura fueron más bajos que los controles por lo que se omitieron los resultados. Para determinar los niveles

pumpkin (*Cucurbita* spp.) and weed III (*Heliotropium angiospermum* *Boraginaceae*). The biological material collected was transferred to the greenhouse for Agricultural Parasitology of UAAAN, placed on six planting beds (one for each crop and weed). Breeding was conducted under greenhouse conditions with $26 \pm 4^\circ\text{C}$, 70% RH and 14:10 h light: dark. Bifenthrin (Brigadier 20 P® 209 g of i.a. L⁻¹, pyrethroid) was used as an indicator of susceptibility by the technique of bioassay, dipping sheet for whitefly modified (IRAC, 2009).

Using fourth instar nymphs with at least three generations in the host. For the preparation of different concentrations were used distilled water and the product Bionex® as dispersant at a ratio 1 mL: 1 L of water. The concentrations used were 100, 250, 500, 1 000, 1 500 and 2 000 ppm. Mortality readings were made at 24 h. To determine the enzymatic level, the six populations of each of the hosts were used, by four tests, determining α and β esterases, oxidases and glutathione S-transferases enzymes. All tests were made by triplicate in 96-well plates and read by the microplate Stat fax-2100 Stat. The reagents used were potassium phosphate buffer at 0.05 M and pH 7.2 (BFP), α or β -naphthyl acetate (α or β NAF), o-dianisidine (OD), bovine serum albumin (ASB), nymphs homogenate (HM), dihydrochloride, 3, 3', 5, 5'-tetramethylbenzidine (TMBZ) and reduced glutathione (GR).

Prior to this, the amount of protein was determined by the Bradford method (1976) modified by Brogdon (1984), using as reference protein bovine serum albumin. 10 concentrations were evaluated (0.5, 1, 5, 10, 15, 30, 50, 100, 200, and 300) of fourth instar nymphs, each with eight replicates. Once determined the amount of sample in relation to protein (100 nymphs of *B. tabaci*= 100 μg of protein/mL), homogenized in 100 μL of BFP and diluted to 1 mL (Brogdon, 1984). 90 samples were prepared for each one of the lines. Levels of α -esterase (α EST), β -esterases (β EST) oxidase (Ox) and glutathione s-transferase (GST) were determined; the methodologies described by Brogdon (Brogdon *et al.*, 1983, 1990 and 1997) were used. However, for Ox and GST the reading levels were lower than controls so the results were omitted. To determine enzyme levels; for α and β -esterase, 100 μL of HM were placed in each well of the microplate and 100 μL of α or β NAF acetate (mixture of 56 mg of α or β NAF in 20 mL of acetone and gauged at 100 mL with BFP) and allowed to react 15 min. 100 μL of OD were added and the reading was taken using a 545 nm filter.

enzimáticos; para las α y β -esterasas, se colocaron 100 μ L del HM en cada pocillo de la microplaca y 100 μ L de α o β NAF acetato (mezcla de 56 mg de α o β NAF en 20 mL de acetona y aforada a 100 mL con BFP) y se dejó reaccionar 15 min. Se adicionaron 100 μ L de OD y se tomó la lectura usando el filtro de 545 nm.

A los resultados del bioensayo se le aplicó un análisis Probit, mediante el método de máxima verosimilitud (Finney, 1971), utilizando el programa SAS System version 9.0 (2002). Para las enzimas, se utilizaron los datos de las absorbancias, donde se realizó una distribución de frecuencias y un análisis de varianza de clasificación simple y una prueba de Tukey ($p=0.05$). En el Cuadro 1, se muestran los valores de CL_{50} del producto Bifentrina con relación a las seis poblaciones de *B. tabaci* en estudio.

Cuadro 1. Concentraciones letales medias, cinturones de confianza y proporción de resistencia de Bifentrina en seis hospederos de *Bemisia tabaci* (Gen.).

Table 1. Mean lethal concentrations, thrust belts and resistance ratio of Bifenthrin in six hosts of *Bemisia tabaci* (Gen.).

Hospedero	n	GL	Limites fiduciales (ppm)			
			CL_{50}	LF (95%)	CL_{95}	LF (95%)
<i>Solanum lycopersicum</i>	420	6	24.444	7.29-47.35	631.51	587.33-724.92
<i>Phaseolus vulgaris</i>	420	6	150.79	46.1-260.644	1952	1344.26-2422.34
<i>Cucurbita</i> spp	420	6	144.14	133.25-198.64	2724	1833.17-3382.63
<i>Solanum nigrum</i>	420	6	177.76	59.66-302.66	5745	3224.39-7636.92
<i>Melampodium divaricatum</i>	420	6	278.75	103.24-479.08	4703	2844.63-6423.16
<i>Heliotropium angiospermun</i>	420	6	78.63	29.91-135	12525	8972.24-14126.22

n= número de ninfas de cuarto estadio de *B. tabaci*, GL= grados de libertad; LF= límites fiduciales; RR= radio de resistencia y límites fiduciales= cinturones de confianza.

En tomate, *Solanum lycopersicum* se presentó una CL_{50} de 24.44 ppm y su maleza asociada (maleza I) obtuvo una CL_{50} de 177.76 ppm; para el frijol (*Phaseolus vulgaris*) fue de 150.79 ppm, mientras que para su maleza (maleza II) con 278.75 ppm, la calabaza (*Cucurbita* spp.) mostró una CL_{50} de 144.14 ppm, mientras que su maleza (maleza III) de 78.63 ppm. La maleza II fue la que presentó los valores más altos de CL_{50} (278.748 ppm), seguida de la maleza I, frijol y calabaza.

En el Cuadro 2 se presentan los valores máximos de absorbancia de la enzima β -esterasa, de poblaciones de *B. tabaci* desarrolladas en seis diferentes plantas hospederas. La maleza II (*Melampodium divaricatum*) y la maleza I (*Solanum nigrum*), fueron las que presentaron los valores

To the bioassay results was applied a Probit analysis, using the maximum likelihood method (Finney, 1971) using the SAS System version 9.0 (2002). For enzymes, the absorbance data was used, made a frequency distribution and an analysis of variance of simple classification and Tukey test ($p=0.05$). Table 1 shows the values of LC_{50} from the Bifenthrin product in relation to the six populations of *B. tabaci* under study.

In tomato, *Solanum lycopersicum* presented a LC_{50} of 24.44 ppm and its associated weed (weed I) obtained an LC_{50} of 177.76 ppm; for beans (*Phaseolus vulgaris*) was 150.79 ppm, while for its weed (weed II) with 278.75 ppm, pumpkin (*Cucurbita* spp.) show an LC_{50} of 144.14 ppm, while its weed (weed III) of 78.63 ppm. Weed II showed the highest values of LC_{50} (278.748 ppm), followed by weed I, beans and pumpkin.

Table 2 shows the maximum absorbance values of β -esterase enzyme of *B. tabaci* populations developed in six different host plants. Weed II (*Melampodium divaricatum*) and weed I (*Solanum nigrum*) showed the highest absorbance values for β -esterases, with 2.23 and 2.12, tomato showed absorbances of 1.50 locating it in the second group, due to the presence of this enzyme; readings in pumpkin and weed III (1.22 and 1.39) formed a third group; while beans showed the lowest values (1.02).

Table 2 shows the absorbance values for α -esterases. Weed I has the highest readings with 2.11, followed by tomatoes, pumpkin and weed III with values of 1.44, 1.20 and 1.2242 respectively; beans and weed II were had the lowest absorbance values (0.94 and 0.96).

de absorbancia más elevados para β -esterasas, con 2.23 y 2.12, el tomate presentó absorbancias de 1.50 ubicándose en el segundo grupo, por la presencia de dicha enzima; las lecturas en calabaza y la maleza III (1.22 y 1.39) formaron un tercer grupo; mientras que, el frijol mostró los valores más bajos (1.02).

En el Cuadro 2 se presentan los valores de absorbancia para α -esterasas. La maleza I presenta las lecturas más altas con 2.11, seguido de tomate, calabaza y la maleza III con valores de 1.44, 1.20 y 1.2242 respectivamente; el frijol y la maleza II fueron los que presentaron los valores más bajos de absorbancia (0.94 y 0.96).

Con relación a los resultados de bifentrina, se encontró que la maleza II, seguida de la maleza I, el frijol y la calabaza fueron los que presentaron los valores más altos de CL_{50} (177.76 a 144.14 ppm). Al respecto Zang *et al.* (2006) encontraron que poblaciones de mosquita blanca desarrolladas en cinco diferentes hospederos (algodón, tabaco, brócoli, calabaza y frijol) mostraron diferencias en la susceptibilidad a insecticidas. 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. Castle *et al.* (2009) encontraron una alta correlación entre poblaciones de mosquita blanca desarrollada en brócoli y valores altos de CL_{50} a Bifentrina. Para el caso de las malezas (I y II) podemos observar, que los hospederos tienen un efecto importante en la resistencia de *B. tabaci* a Bifentrina. Al respecto Martinson *et al.* (1991), mencionan que los factores ambientales que podrían influir en la creación de fenotipos resistentes, incluyendo a los metabolitos secundarios de la plantas hospederas; zingibereno para *Melampodium divaricatum* y solasonina para *Solanum nigrum* (Simmons *et al.*, 2004).

Al respecto Hunter *et al.* (1994) encontraron un aleloquímico (dihydrochalcone glycoside phloridzin) en el follaje del cultivo del manzano, que indujo cambios en la respuesta de *Platynota idaeusalis* al insecticida azinfos metil. Asimismo, estos metabolitos secundarios pueden influir en la activación de enzimas detoxificativas que suscitan cambios metabólicos en las mosquitas blancas hacia los insecticidas (Bush *et al.* 1993). Con relación a la cantidad de enzima, Tian y Guo (1996) utilizando diferentes plantas hospederas como dieta para evaluar la Deltametrina en *Heliothis armigera*, obtuvieron un aumento general de actividad de esterases, afectado procesos metabólicos de detoxificación de este insecticida. Estas enzimas son activas contra insecticidas

Cuadro 2. Niveles máximos de absorbancia de α y β -esterasas en *Bemisia tabaci* (Gennadius) desarrollada en seis hospederos.

Table 2. Maximum levels of absorbance of α and β -esterases in *Bemisia tabaci* (Gennadius) developed in six hosts.

Hospederos	α -esterasas media $\pm$ SD	β -esterasas media $\pm$ SD
<i>Solanum lycopersicum</i>	1.4365 $\pm$ 0.254 b	1.50 $\pm$ 0.29 b
<i>Phaseolus vulgaris</i>	0.9429 $\pm$ 0.243 c	1.02 $\pm$ 0.156 d
<i>Cucurbita</i> spp.	1.2001 $\pm$ 0.237 b	1.22 $\pm$ 0.11 c
<i>Solanum nigrum</i>	2.1061 $\pm$ 0.35 a	2.12 $\pm$ 0.36 a
<i>Melampodium divaricatum</i>	0.9585 $\pm$ 0.391 c	2.23 $\pm$ 0.354 a
<i>Heliotropium angiospermum</i>	1.2242 $\pm$ 0.259 b	1.39 $\pm$ 0.53 c

SD= desviación estándar.

Regarding the results of bifenthrin, was found that weed II, followed by weed I, beans and pumpkin showed the highest values of LC_{50} (177.76 to 144.14 ppm). Zang *et al.* (2006) found that whitefly populations developed in five different hosts (cotton, tobacco, broccoli, pumpkin and beans) showed differences in the susceptibility to insecticides. Thus, Tian and Guo (1996) using different host plants as diet in *Heliothis armigera*, found differential responses of this insect to Deltamethrin. Castle *et al.* (2009) found a high correlation between whitefly populations developed in broccoli and high values of LC_{50} to Bifenthrin. In the case of weeds (I and II) can be seen, that the host has a significant effect on the resistance to *B. tabaci* to Bifenthrin. Martinson *et al.* (1991) mentioned that environmental factors that could influence in the development of resistant phenotypes, including secondary metabolites of host plants; zingibereno for *Melampodium divaricatum* and solasonine for *Solanum nigrum* (Simmons *et al.*, 2004).

Hunter *et al.* (1994) found an allelochemical (dihydrochalcone glycoside phloridzin) on the foliage of apple, which induced changes in the response of *Platynota idaeusalis* to the azinphos methyl insecticide. Furthermore, these secondary metabolites can influence in the activation of detoxifying enzymes that raise metabolic changes in whiteflies towards insecticides (Bush *et al.*, 1993). Regarding the amount of enzyme, Tian and Guo (1996) using different host plants as diet to assess Deltamethrin in *Heliothis armigera*, earned an increased in esterase activity, affecting metabolic processes of detoxifying of this insecticide. These enzymes are active

organofosforados y piretroides. Al respecto Oppenoorth y Van (1960), encontraron una alta actividad de esterasas y una menor susceptibilidad al insecticida azinfos metil de la palomilla *Platynota idaeusalis* alimentada con brotes de manzana. Lindroth (1989), reporta los efectos de larvas alimentadas con abedul (*Betula glandulosa*) y nogal (*Juglans regia*) utilizando el intestino medio para determinar la actividad de esterasas, encontrando que las larvas alimentadas en nogal presentaron 1.8 veces mayor contenido de esterasas que las alimentadas en abedul.

Conclusión

Al respecto podemos concluir, que el hospedero influye en la tolerancia a bifentrina, principalmente debido a la resistencia natural, que es obtenida a través de las diferentes características fitoquímicas intrínsecas de cada una de las familias de plantas hospederas, proporcionándole la capacidad de detoxificar mediante el uso de enzimas, al observarse un incremento en la presencia de estas.

Literatura citada

- Anderson, P. K. 1993. Un modelo para la investigación en mosca blanca, *Bemisia tabaci* (Gennadius). In: Hilje, L. and Arboleda, O. Las moscas blancas (Homoptera: Aleyrodidae) en América Central y El Caribe. Turrialba: Ser. Tec. Inf. Tec. N. 205:27-33.
- Brogdon, W. G. 1984. Mosquito protein microassay-1, protein determinations from small portions of single-mosquito homogenates. *Comparative Biochemistry and Physiology*. 79:457-459.
- Brogdon, W. G. and Dickinson, M. C. 1983. A microassay system for measuring esterase activity and protein concentration in small samples and in high-pressure liquid chromatography eluate fractions. *Analytical Biochemistry*. 131:499-503.
- Brogdon, W. G. and Barber, A. M. 1990. Microplate assay of glutathione S-transferase activity for resistance detection in single mosquito triturates. *Comparative Biochemistry and Physiology*. 96:339-342.
- Brogdon, W. G.; McAllister, J. C and Vulule, J. 1997. Hemeperoxidase activity measured in single mosquitoes identifies individuals expressing an elevated oxidase for insecticide resistance. *J. Am. Mosquito Control Ass.* 13: 233-237.
- Bush, M. R.; Abdel-Aal Y.A.I.; Saito, K. and Rock, G. C. 1993. Azinphosmethyl resistance in the tufted apple bud moth (Lepidoptera: Tortricidae): reversion, diagnostic concentrations, associated esterases, and glutathione transferases. *J. Econ. Entomol.* 86: 213-225.

against organophosphate and pyrethroid insecticides. Oppenoorth and Van (1960) found high esterase activity and reduced susceptibility to the azinphos methyl insecticide of moth *Platynota idaeusalis* fed with apple shoots. Lindroth (1989), reported the effects of larvae fed with birch (*Betula glandulosa*) and walnut (*Juglans regia*) using the midgut to determine the esterase activity, finding that larvae fed with walnut showed 1.8 times higher content of esterases than those fed on birch.

Conclusion

It can be concluded that the host affects the tolerance to bifenthrin, mainly due to the natural resistance, which is obtained through different intrinsic phytochemical characteristics of each of the families of host plants, providing the ability to detoxify by use of enzymes, observing an increase in the presence of these.

End of the English version



- Byrne, D. and Bellows, T. 1991. Whitefly Biology. *Ann. Rev. Entomol.* 36:431-457.
- Castle, S.J.; Prabhaker, N.; Henneberry TJ and Toscano NC. 2009. Host plant influence on susceptibility of *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) to insecticides. *Bull Entomol Res* 99:263-273.
- Finney, D.J. 1971. Probit analysis. 3rd (Ed.). Cambridge University Press. Cambridge. 333 p.
- Holguín-Peña, R. J.; Hernández-Montiel, L. G. and Latisnere-Barragan, H. 2010. Identificación y distribución geográfica de *Bemisia tabaci* (Gennadius) y su relación con enfermedades begomovirales en tomate (*Solanum lycopersicum* L.) de Baja California, México. *Rev. Mex. Fitopatol.* 28:58-60.
- Hunter, M. D.; Biddinger, D. J.; Carlini, E. J.; McPherson, B. A. and Hull, L. A. 1994. Effect of apple leaf allelochemistry on tufted apple bud moth (Lepidoptera: Tortricidae). Resistance to Azinphosmethyl. *J. Econ. Entomol.* 87:1423-1429.
- Insecticide Resistance Action Committee (IRAC) 2009. Susceptibility test methods series: method 5 "*Bemisia* spp."
- Lindroth, R. L. 1989. Chemical ecology of the luna moth, effect of host plant on detoxification enzyme activity. *J. Chem. Ecol.* 15:2019-2029.
- Martinson, T. E.; Nyrop, J. P.; Dennehy, T. J. and Reissig, W. H. 1991. Temporal variability in repeated bioassays of field populations of European red mite (Acari: Tetranychidae): implications for resistance monitoring. *J. Econ. Entomol.* 84: 1119-1127.
- Morales, F. J. and Anderson, P. K. 2001. The emergence and dissemination of whitefly-transmitted geminiviruses in Latin America. *Arch. Virol.* 146:415- 441.

- Naeem, M. 2006. Estrategias de control para *Bemisia tabaci* (Gennadius) en algodón en el Punjab de Pakistán Tesis doctoral, Universidad Bahauddin Zakariya, Multan. 144 p.
- Ndakidemi, P. A. and Dakora, F. D. 2003. Legume seed flavonoids and nitrogenous metabolites as signals and protectants in early seedling development. *Func. Plant Biol.* 30(7):729-745.
- Oppenoorth F. J. and Van, A. K. 1960. Allelic genes in the housefly producing modified enzymes that cause organophosphate resistance. *Science* 132:298-299.
- Polack, L. A. 2005. Manejo integrado de moscas blancas. Boletín hortícola Núm. 31. EEA San Pedro INTA. 7 p.
- Rodríguez, I y Cardona, C. 2001. Problemática de *Trialeurodes vaporariorum* y *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) como plagas de cultivos semestrales en el Valle de Cauca. *Rev. Colom. Entomol.* 27(1-2):21-26.
- SAS Institute Inc. 2002. Guide for personal computers. SAS institute, Cary, N.C.
- Simmons, A. M. 1994. Ovipositions on vegetables by *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) temporal and leaf surface factors. *Environ. Entomol.* 23:381-389.
- Tian, W. J. and Guo Y. Y. 1996. Effects of host plant on susceptible to deltamethrin and detoxication enzymes of *Heliothis armigera* (Lepidoptera: Noctuidae). *J. Econ. Entomol.* 89: 11-14.
- Yu, S. J. 1982. Host plant induction of glutathione S-transferase in the fall armyworm. *Pestic. Biochem Physiol.* 18:101-106.
- Zang, L. S.; Chen, W. Q. and Liu S. 2006. Comparison of performance on different host plants between the B biotype and a non-B biotype of *Bemisia tabaci* from Zhejiang, China. *Entomol. Exp. Appl.* 121:221-227.