

Primer registro del biotipo B de *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) en Colombia

.....

First report of the B biotype of *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) in Colombia

.....

Constanza Quintero
César Cardona
Darío Ramírez¹
Nora Jiménez²

Resumen

Se confirmó la presencia del biotipo B de *Bemisia tabaci* (Gennadius) en Colombia mediante estudios de carácter bioquímico, molecular y etiológico. La identificación bioquímica consistió en la determinación de patrones de bandas de esterasas no específicas. Se encontró polimorfismo entre las muestras colectadas en Córdoba, Sucre, Atlántico, Valle del Cauca y Cundinamarca, las cuales se clasificaron casi en su totalidad como biotipo B, en comparación al biotipo A usado como testigo y procedente de una colonia de cría mantenida en laboratorio por más de 10 años. Se encontró alto grado de polimorfismo dentro del biotipo B, el cual predominó en las zonas muestreadas atacando 23 especies cultivadas y 11 especies de malezas. La similitud en cuanto a α/β esterasas entre los dos biotipos fue apenas de 20%. A nivel molecular se encontraron diferencias entre los productos amplificadores mediante RAPD con los cebadores OPA-04, OPA-11 y OPA-17. Además, luego de criar los biotipos sobre cuatro especies de cucurbitáceas, se observó el desarrollo de hojas plateadas en *Cucurbita moschata* (Duchesne), síntoma causado únicamente por ninfas del biotipo B, transcurridos 21 días después de la infestación. El biotipo B mostró una mayor agresividad al lograr desarrollarse 23 a 33% más rápido en *C. mixta* Pang., *C. pepo* L., *C. ficifolia* Bouché y *C. moschata* que el biotipo A.

Palabras claves: Mosca blanca, Esterasas no específicas, Marcadores RAPD, Hospedantes, Síntomas, Plateado de hojas.

Summary

The presence of the *Bemisia tabaci* (Gennadius) B biotype was confirmed in Colombia by means of biochemical, molecular and etiological tests. The biochemical identification consisted in the determination of non-specific esterase banding patterns. Polymorphism among samples collected in Córdoba, Sucre, Atlántico, Valle del Cauca and Cundinamarca was found, and almost all of the samples were identified as the B biotype, by comparison with A biotype samples drawn from a colony maintained at CIAT for several years. High degree of polymorphism was found in the B biotype, which was widespread in the area, attacking 23 species of crop plants and 11 weeds. Similarity between α/β esterase patterns of the two biotypes was only 20%. At the molecular level, RAPD amplification products obtained with the primers OPA-04, OPA-11 and OPA-17 were also found to be different between biotypes A and B. Furthermore, after feeding the two biotypes on four cucurbit species, the silverleaf symptom was induced only on *Cucurbita moschata* (Duchesne) by B biotype nymphs, 21 days after the infestation. The B biotype was found to be more aggressive since it successfully colonized *C. mixta* Pang., *C. pepo* L., *C. ficifolia* Bouché y *C. moschata*, 23 to 33% faster than biotype A.

Key words: *Bemisia tabaci*, Non-specific esterases, RAPD, Hosts, Symptoms, Silverleaf.

Introducción

La mosca blanca *Bemisia tabaci* (Gennadius) es una especie distribuida de forma generalizada en regiones tropicales y subtropicales, y se ha encontrado atacando un amplio rango de hospedantes que incluyen plantas cultivadas y silvestres (Brown *et al.* 1995a). Este insecto fue considerado como plaga de relativa importancia durante mucho tiempo hasta los 70s, principalmente a causa de su eficiencia como vector de virus. Sin embargo, a partir de los 80s, *B. tabaci* produjo grandes pérdidas en el sur de Estados Unidos, no sólo como vector sino también a causa del daño mecánico y de la excesiva excreción de melazas (Perring 1996). Particularmente, en 1991 se perdieron cerca de 500 millones de dólares a causa de los severos ataques de la mosca blanca en gran variedad de cultivos que incluyeron alfalfa, brócoli, algodón, tomate y papa, entre otros (Perring *et al.* 1993). Debido a la similitud morfológica con *B. tabaci*, la cual existía en la zona desde 1894, se identificó esta nueva forma de *Bemisia*, mucho más agresiva, como biotipo B (raza Florida, raza Poinsettia, o *B. argentifolii* (Bellows y Perring)) para distinguirla de la *B. tabaci* nativa (raza California, raza algodón, raza A o biotipo A) (Perring 1996).

La severidad del daño es uno de los factores que ha permitido distinguir los dos biotipos ya que mediante caracteres morfológicos no es posible. Se conocen además algunos caracteres biológicos y relacionados con el hospedante que son útiles para la identificación. Así, el biotipo B presenta un rango de hospedantes más amplio el cual ataca mayores densidades de población que el A y tiene la capacidad de inducir desórdenes fisiológicos manifestados por síntomas característicos en tomate, crucíferas y algunas cucurbitáceas, entre otros (Brown *et al.* 1995a). A nivel de campo, estos síntomas han sido definitivos para la identificación y confirmación de la presencia del biotipo B.

Para Colombia, los primeros indicios de la presencia del biotipo B surgieron a finales de 1994 cuando se observaron en la Costa Atlántica grandes pérdidas en algodón debido a la excesiva excreción de melazas, y a principios de 1995 por la maduración no uniforme de los frutos de tomate y el desarrollo de plateado en hojas de algunas cucurbitáceas (C. Cardona y N. Jiménez, comunicación personal). Esto motivó que a partir de 1995 se iniciaran muestreos con el fin de identificar biotipos de *B. tabaci*, a nivel bioquímico revelando la actividad de esterasas no específicas, a nivel molecular mediante la amplificación al azar de fragmentos de ADN (RAPDs) y por la inducción de plateado de hojas en cuatro especies de *Cucurbita* sp., así como la identificación de varios hospedantes del biotipo B en Colombia.

1 Centro Internacional de Agricultura Tropical, CIAT. A. A. 6713. Cali, Colombia.

2 Corpoica, Turipaná. A. A. 602. Montería, Colombia.

Materiales y Métodos

Colección y cría. Se realizaron colectas de moscas blancas cubriendo el mayor número de hospedantes posible en abril y octubre de 1995, y en junio de 1996 en municipios de los departamentos de Córdoba, Sucre y Atlántico. De agosto a diciembre de 1996, los muestreos se realizaron en el Valle del Cauca con el fin de establecer la identidad de las moscas blancas por medio de la electroforesis de isoenzimas (esterasas) y el análisis de RAPDs (Tabla 1). Los biotipos A y B de *B. tabaci* se mantuvieron en colonias de cría sobre *Phaseolus vulgaris* L. (var. ICA Pijao), a una temperatura de 20-22 °C y 40-50% de HR. El biotipo B se colectó sobre *Arachis* sp. en Palmira (Valle del Cauca) y se utilizó como testigo en todos los ensayos. Además se utilizaron también como testigos *Trialeurodes vaporariorum* (Westwood) criado en la misma variedad de *P. vulgaris* a una temperatura de 18°C y 70% de HR y *Bemisia tuberculata* Bondar criada en yuca.

Análisis de esterasas no específicas. Se colectaron adultos vivos en los sitios de estudio, se congelaron inmediatamente en nitrógeno líquido y se mantuvieron a -80°C hasta su utilización. Se maceraron hembras individuales en 20 µl de 1.6% Triton X-100 el cual contenía 10% sacarosa y 0.01% de azul de bromofenol. Luego de homogenizar, se centrifugó a 14000 rpm por 5 minutos. Se tomaron 10 µl de esta solución y se sometieron a electroforesis nativa en poliacrilamida, en un gel de separación al 7.5% y uno de concentración al 4.0% en 0.155M ácido bórico pH 8.2 y 0.05% Triton X-100. El tiempo de corrida duró entre cinco y seis horas a 150 voltios constantes. Las esterasas se visualizaron luego de la adición de los substratos, 0.025% α-naftil acetato y 0.025% β-naftil acetato disueltos en 0.1 M fosfato de potasio pH 6.0. Luego de 10 minutos se agregó Fast Blue RR a una concentración de 0.037%. Los patrones de bandas se registraron y compararon entre sí.

RAPDs (Polimorfismos en ADN amplificado al azar). Para la extracción de ADN, cada adulto se maceró en 200 µl de 50mM EDTA, 500mM NaCl, 10mM β-mercaptoetanol. Posteriormente, se agregaron 20 µl de SDS al 10% y se incubó a 65 °C por 10 minutos. Se añadieron 20 µl de 5M acetato de potasio y se centrifugó 10 minutos a 10000 rpm. El ADN se precipitó por la adición de 0.5 volúmenes de isopropanol frío. El pellet resultante se lavó en etanol al 70% y luego de secarlo se resuspendió en 50 µl de 10mM Tris-HCL, 1mM EDTA pH 8.0. La amplificación de 10 µl del ADN molde se realizó en un volumen final de 25 µl. Cada reacción tenía 2.5 µl de buffer (100mM Tris-HCL, pH 8.3; 500mM KCl), 3.0mM MgCl₂, 0.15mM dNTPs, 0.8mM cebador, 0.2 µl BSÁ (10 mg/ml) y 1.5U Taq

Tabla 1. Areas de muestreo y colección de moscas blancas en Colombia¹⁾

Localidad	Latitud	Longitud	m.s.n.m.	Temperatura promedio (°C)
CORDOBA				
Lorica	9° 14' N	75° 49' W	23	28
Cereté	8° 53' N	75° 48' W	19	28
Sn Bernardo del Viento	9° 21' N	75° 58' W	12	28
Sn Antero	9° 23' N	75° 46' W	27	28
SUCRE				
Morroa	9° 20' N	75° 19' W	150	27
ATLANTICO				
Campo de la Cruz	10° 25' N	74° 55' W	7	28
Sabanagrande	10° 48' N	74° 45' W	9	28
Ponedera	10° 30' N	74° 45' W	10	28
Repelón	10° 30' N	75° 08' W	9	28
Barranquilla	11° 00' N	74° 48' W	4-98	28
VALLE DEL CAUCA				
Cali	3° 27' N	76° 32' W	995	23
Palmira	3° 32' N	76° 18' W	1001	23
CUNDINAMARCA ²⁾				
Bogotá	4° 35' N	74° 04' W	2600	14

- 1) Datos tomados de Diccionario Geográfico de Colombia. Instituto Geográfico "Agustín Codazzi". Subdirección de Investigación y Divulgación Geográfica. 2a Ed. Bogotá, 1980.
- 2) Planta de poinsettia procedente de un invernadero.

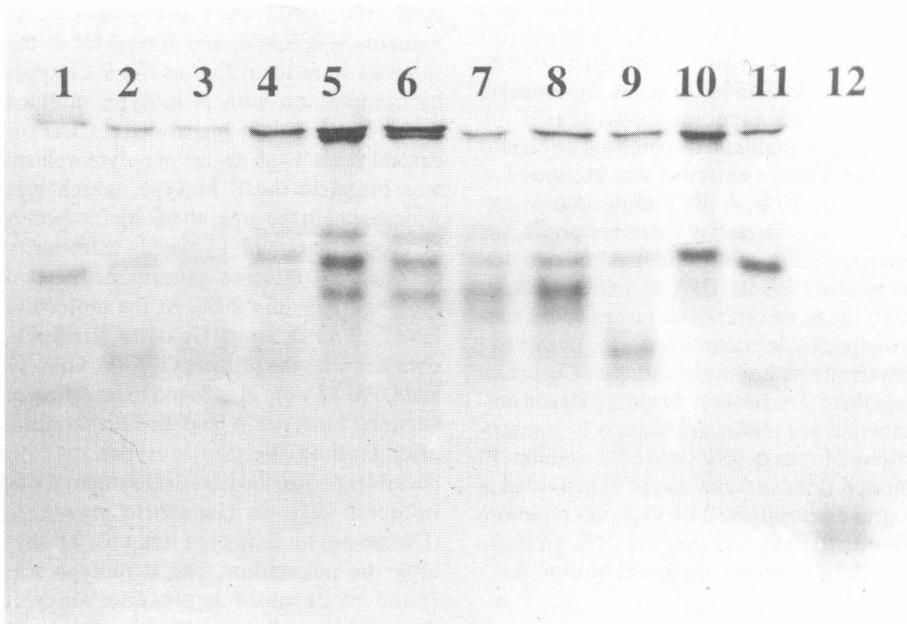


Figura 1. Patrones de esterasas no específicas de moscas blancas. 1 y 11, *Bemisia tabaci* biotipo A; 2-4, biotipo B colectado en Córdoba sobre ahuyama, tomate y col; 5 y 6, biotipo A colectado sobre col en Córdoba; 7-9, biotipo B colectado en Atlántico sobre tomate, ahuyama y tomate, respectivamente; 10, biotipo colectado sobre poinsettia procedente de Cundinamarca; 12, *Trialeurodes vaporariorum*.

Tabla 2. Hospedantes registrados para el biotipo B de *Bemisia tabaci* en Colombia

Familia	Especie	Nombre vulgar
Asteraceae (compositae)	<i>Ambrosia cumanensis</i> H.B.K.	Altamisa
Asteraceae	<i>Spilanthes americana</i> (Mutis) Hieron	Botón de oro
Borraginaceae	<i>Heliotropium indicum</i> L.	Rabo de alacrán
Caricaceae	<i>Carica papaya</i> L.	Papayo
Cesalpinaceae	<i>Senna barbicansularis</i> (Roxsb)	Vicho
Compositae	<i>Lactuca sativa</i> L.	Lechuga
Convolvulaceae	<i>Ipomoea batatas</i> Lamarck	Batata
Cruciferaeae	<i>Brassica olearacea</i> L.	Col
Cucurbitaceae	<i>Citrullus lanatus</i> (Thumb.)	Patilla o Sandía
Cucurbitaceae	<i>Cucumis melo</i> L.	Melón
Cucurbitaceae	<i>Cucumis sativus</i> L.	Pepino blanco
Cucurbitaceae	<i>Cucurbita ficifolia</i> Bouché	Calabaza
Cucurbitaceae	<i>Cucurbita maxima</i> (Duchesne)	Ahuyama
Cucurbitaceae	<i>Cucurbita mixta</i> Pang.	Ahuyama
Cucurbitaceae	<i>Cucurbita moschata</i> (Duchesne)	Zapallo
Cucurbitaceae	<i>Cucurbita pepo</i> L.	Calabacín
Cucurbitaceae	<i>Melothria pendula</i> L.	Maleza
Euphorbiaceae	<i>Euphorbia pulcherrima</i> Willd	Poinsettia
Euphorbiaceae	<i>Manihot esculenta</i> Crantz	Yuca
Leguminosae	<i>Arachis hypogea</i> L.	Maní
Leguminosae	<i>Centrosema</i> sp.	Centrosema
Malvaceae	<i>Gossypium hirsutum</i> L.	Algodón
Malvaceae	<i>Sida</i> sp.	Escobilla
Papilionaceae	<i>Phaseolus lunatus</i> L.	Lunatus Silvestre
Papilionaceae	<i>Phaseolus vulgaris</i> L.	Frijol y habichuela
Pedaliaceae	<i>Sesamun orientale</i>	Ajonjolí
Solanaceae	<i>Capsicum</i> sp.	Aji Dulce
Solanaceae	<i>Lycopersicum sculentum</i> Miller	Tomate
Solanaceae	<i>Physalis</i> sp.	Topotoropo
Solanaceae	<i>Solanum melongena</i> L.	Berenjena
Solanaceae	<i>Solanum sisymbriifolium</i> Lamarck	Bola De Gato
Urticaceae	<i>Urera</i> sp.	Pringamosa
Verbenaceae	<i>Bouchoea prismatica</i> (L.) Kuntze	Verbena
Verbenaceae	<i>Verbena</i> sp.	Verbena

polimerasa. El ADN fue amplificado según el siguiente ciclo de temperaturas: (1) 94°C por 5 min, (2) 40°C por 2 min, (3) 72°C por 3 min, (4) 94°C por 1 min, (5) 40°C por 1.5 min, (6) 72°C por 2 min, (7) volver al paso 4, y repetir el ciclo 35 veces, (8) 4°C hasta su utilización. Los productos de la amplificación se separaron en geles de agarosa al 1.5% en TAE (Sambrook *et al.* 1989). Los geles se corrieron a 60 voltios constantes por 5-6 horas.

Inducción de plateado de hojas en cucurbitáceas. Plantas de ahuyama (*Cucurbita mixta* Pang.), calabaza (*C. ficifolia* Bouché), calabacín (*C. pepo* L.), y zapallo [*C. moschata* (Duchesne)] se distribuyeron en dos jaulas, cada una de las cuales se infestó con uno de los biotipos de *B. tabaci* con un nivel de infestación de 10 adultos/planta. Transcurridos 15 días después de la infestación, se estableció la población inicial mediante el conteo de huevos y ninfas por planta. El plateado de hojas se evaluó utilizando la siguiente escala: 1, ausencia de síntomas; 2, plateado en venas principales; 3, el plateado comienza a extenderse entre las venas y cubre por lo menos la mitad de la hoja; 4, el plateado cubre todo el haz pero no es muy intenso y 5, plateado muy intenso en todo el haz. Al final, se hicieron recuentos de adultos emergidos y se calcularon porcentajes de emergencia y días a emergencia.

Resultados y Discusión

Esterasas no específicas. Las isoenzimas han mostrado ser útiles como marcadores genéticos en la evaluación de la variabilidad de las moscas blancas a nivel de género y especie (Prabhaker *et al.* 1987; Wool *et al.* 1989). Más recientemente, el análisis de esterases no específicas ha permitido confirmar la identidad de poblaciones del biotipo B en América tropical en 11 países, sin incluir Colombia (Brown 1993).

Luego de procesar las muestras colectadas, se observaron diferencias en la actividad de α / β -esterasas entre las moscas blancas colectadas en campo y la *B. tabaci* tradicional. Así, el biotipo A, tomado de la colonia de cría presentó un patrón único correspondiente a cuatro bandas mientras que el biotipo B presentó hasta seis patrones de esterases diferentes, conformados por bandas no comparables en su migración en el gel con las de *B. tabaci* (Fig. 1). Al igual que Brown *et al.* (1995b) también se encontraron diferencias respecto a la degradación del substrato, es decir, el biotipo B presentó bandas rojas las cuales corresponden a la hidrólisis del α -naftil acetato, a diferencia del biotipo A el cual sólo presentó bandas negras (degradación de α -naftil acetato). Luego del análisis de las muestras disponibles, se identificó una banda β común a todos los individuos del biotipo B, la cual se utilizó como marcador bioquímico pues per-

Tabla 3. Supervivencia y días a emergencia de adultos de los biotipos A y B de *Bemisia tabaci* en cuatro especies de cucurbitáceas

Hospedante	Supervivencia a adulto (%)		Días a emergencia de adultos	
	Biotipo A	Biotipo B	Biotipo A	Biotipo B
<i>Cucurbita mixta</i>	61.4	31.4	30	19.7
<i>Cucurbita pepo</i>	1.4	54.3	- ¹	20.9
<i>Cucurbita ficifolia</i>	0	100.0	ND ²	23.0
<i>Cucurbita moschata</i>	0	57.1	ND	29.8

1 -, No determinado

2 ND, No hubo desarrollo de inmaduros

mitió establecer con certeza la identidad del biotipo en cuestión (Figs. 1 y 2). Sin embargo, debido al polimorfismo encontrado en las poblaciones naturales del biotipo B, los patrones de bandas fueron analizados bajo el índice de similitud de Jaccard con el paquete estadístico NTSYS-pc versión 1.8 (Rohlf 1994), lo cual permitió establecer que la similitud entre los dos biotipos fue apenas del 20% (Fig. 2). Luego de los análisis se encontró que el biotipo B fue mucho más frecuente que el A, el cual sólo se colectó en Col (Fig. 2). Como resultado, se estableció una lista preliminar de hospedantes del biotipo B en Colombia la cual comprende 23 especies cultivadas y 11 silvestres (Tabla 2). Se destaca la yuca por ser la primera vez que se registra *B. tabaci* en Colombia sobre este hospedante.

RAPDs. La técnica de RAPDs ha sido utilizada para generar marcadores moleculares que han mostrado ser útiles en la identificación de varios insectos (Black *et al.* 1992). Para este estudio, se realizó la amplificación del ADN de las muestras colectadas con los cebadores OPA-04, OPA-11 y OPA 17. Igual que Gawel y Bartlett (1993) todos los productos amplificados mostraron polimorfismo entre los biotipos A y B de *B. tabaci*. Sin embargo, los mejores resultados se obtuvieron con el cebador OPA-04 para el cual se observaron principalmente tres fragmentos de ADN amplificado en el biotipo B correspondientes a 1252 pares de bases (pb), 1130 pb y 577 pb, ausentes en el biotipo A, para el cual se logró la amplificación de dos fragmentos de 1030 pb y 840 pb (Fig. 3).

Inducción de plateado de hojas. La capacidad para inducir alteraciones fitotóxicas expresadas como hojas plateadas en especies de cucurbitáceas ha sido asociada directamente con la presencia de estados inmaduros del biotipo B de *B. tabaci* (Costa y Brown 1991). En el presente trabajo también se observó la inducción del síntoma únicamente por el biotipo B, en hojas superiores de *C. moschata* a partir de los 21 días después de infestación. El plateado de hojas progresó hasta el extremo superior de la escala (Fig. 4). También se observó el síntoma en *C. pepo* y en *C. mixta* pero muy leve, correspondiente a 2 en la escala, en las pocas hojas que resultaron afectadas. Aunque el síntoma principal fue el plateado de hojas, este se vio acompañado de otros como reticulación, amarillamiento, encurvamiento y deterioro de las hojas, además de clorosis en venas y tallos.

En cuanto a los aspectos biológicos de las moscas blancas, se observó que el biotipo B pudo colonizar exitosamente las cuatro especies de cucurbitáceas evaluadas en este estudio mientras que el biotipo A no pudo establecerse en *C. ficifolia* ni en *C. moschata*. El biotipo

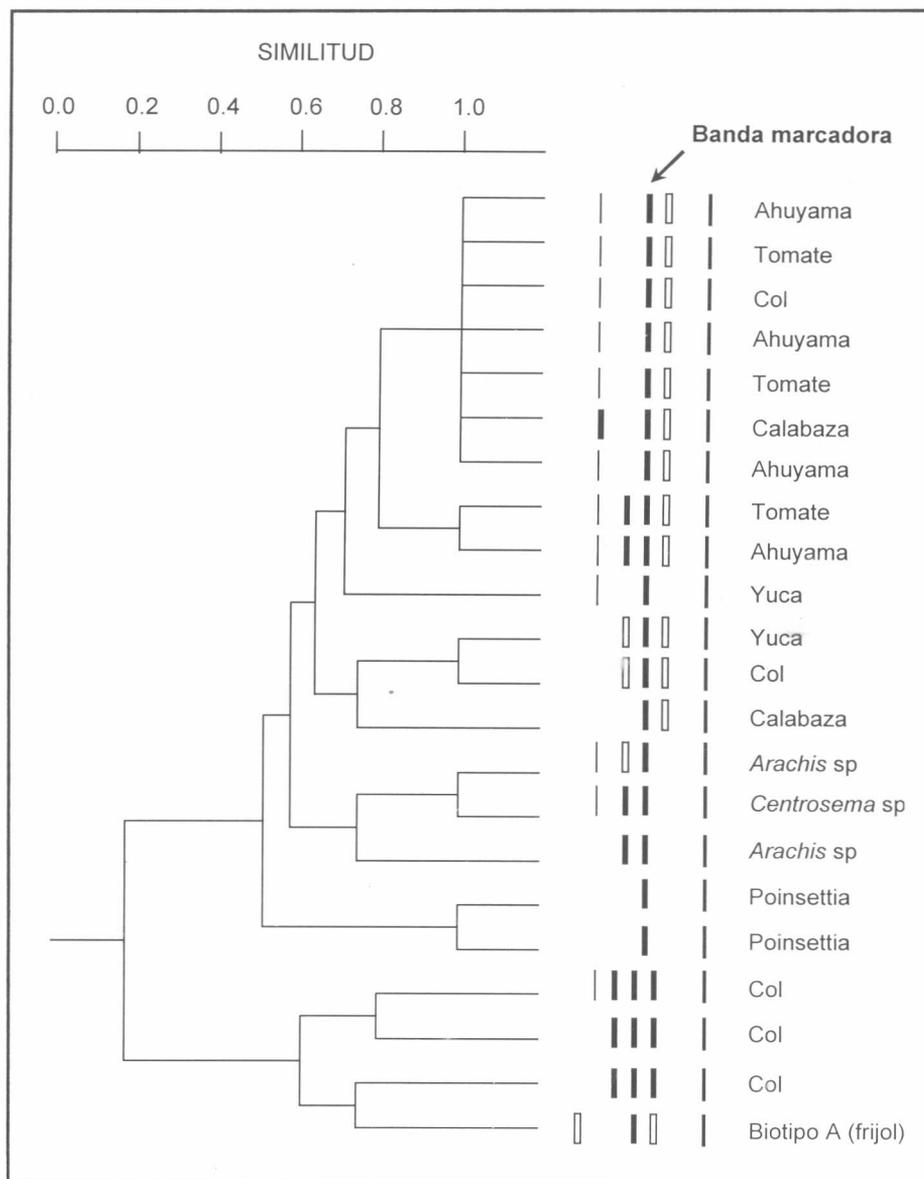


Figura 2. Dendrograma y zimograma de los biotipos A y B de *Bemisia tabaci*. Se señala la planta hospedante y la banda marcadora que caracteriza al biotipo B.

A logró sobrevivir a adulto en *C. mixta* en un 61.4% y en *C. pepo* sólo en un 1.4%, a diferencia del B que pudo hacerlo en las cuatro especies de plantas infestadas lo cual muestra su mayor adaptación y agresividad (Tabla 3). Se observó además que el biotipo B se desarrolló en un tiempo menor que el A.

Otros síntomas que confirmaron la presencia del biotipo B en Colombia fueron la deformación de hojas y clorosis en tallos de lechuga y el rayado longitudinal de los tallos en col (Fig. 5). Además, se tienen registros de la ocurrencia de madurez desuniforme de los frutos de tomate en la Costa Atlántica.

Los indicios de la presencia del biotipo B en Colombia por las altas poblaciones registradas en la Costa Atlántica desde finales de 1994 se confirmaron mediante las diferencias encontradas en los patrones de α/B esterases y de marcadores RAPDs, junto con la presencia de síntomas característicos en lechuga, col y en *C. moschata*. La confirmación del biotipo B de *B. tabaci* en Colombia constituye una alerta para la economía nacional por el gran potencial de daño que caracteriza esta plaga y su fácil diseminación a través de cultivos ornamentales que han servido como vehículo para su dispersión.

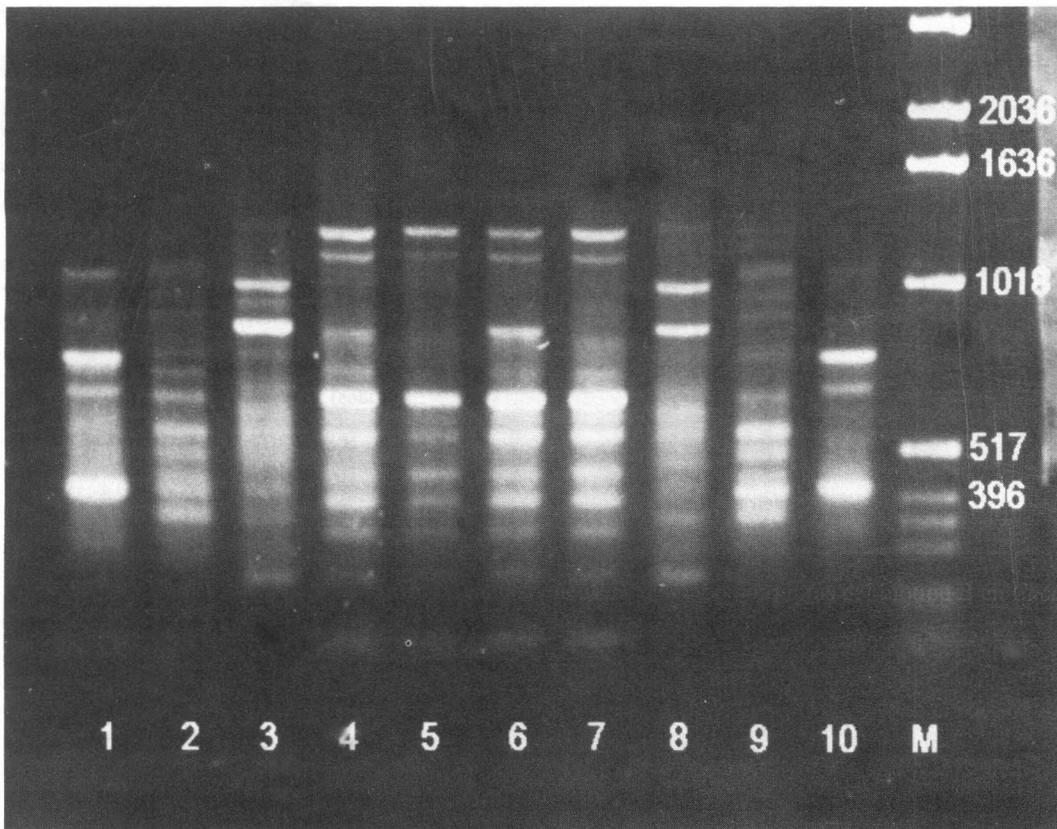


Figura 3. Identificación de los biotipos A y B de *Bemisia tabaci* mediante RAPD. Amplificación del primer OPA-04. 1 y 10, *Trialeurodes vaporariorum*; 2 y 9, *B. tuberculata*; 3 y 8, *B. tabaci* biotipo A; 4-7, biotipo B colectado sobre ahuyama, tomate, col y poinsettia, respectivamente; M, marcador 1Kb ladder; se señala el tamaño de los fragmentos de ADN en pares de bases (pb).

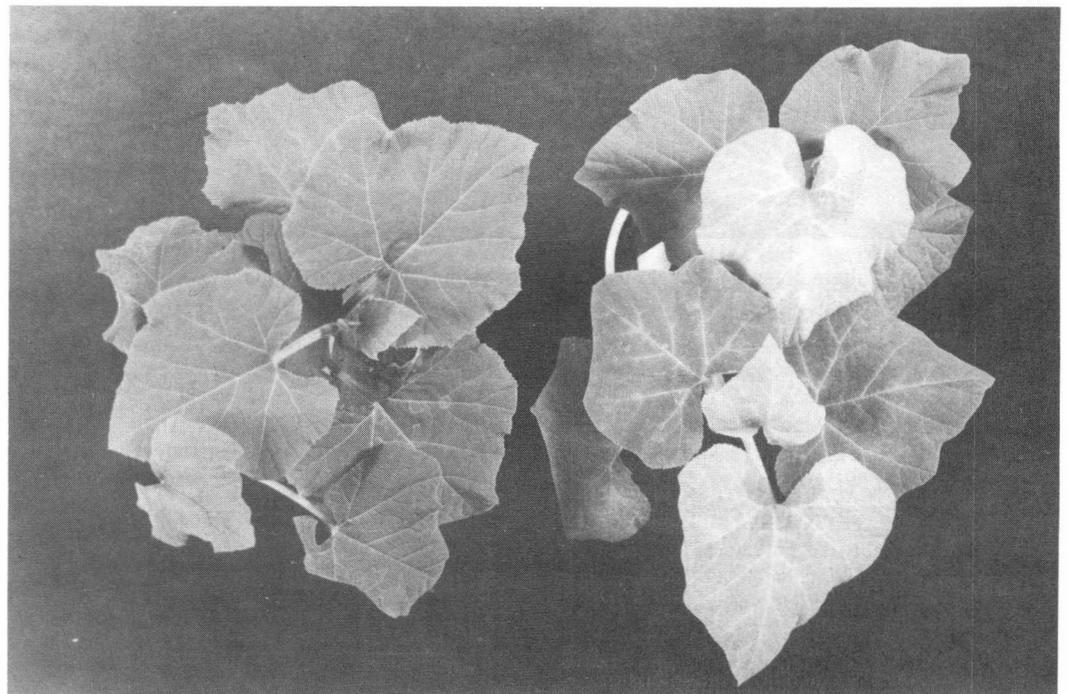


Figura 4. Plateado de hojas inducido por ninfas del biotipo B en *Cucurbita moschata*. Contraste con una planta sin síntomas, infestada con el biotipo A.

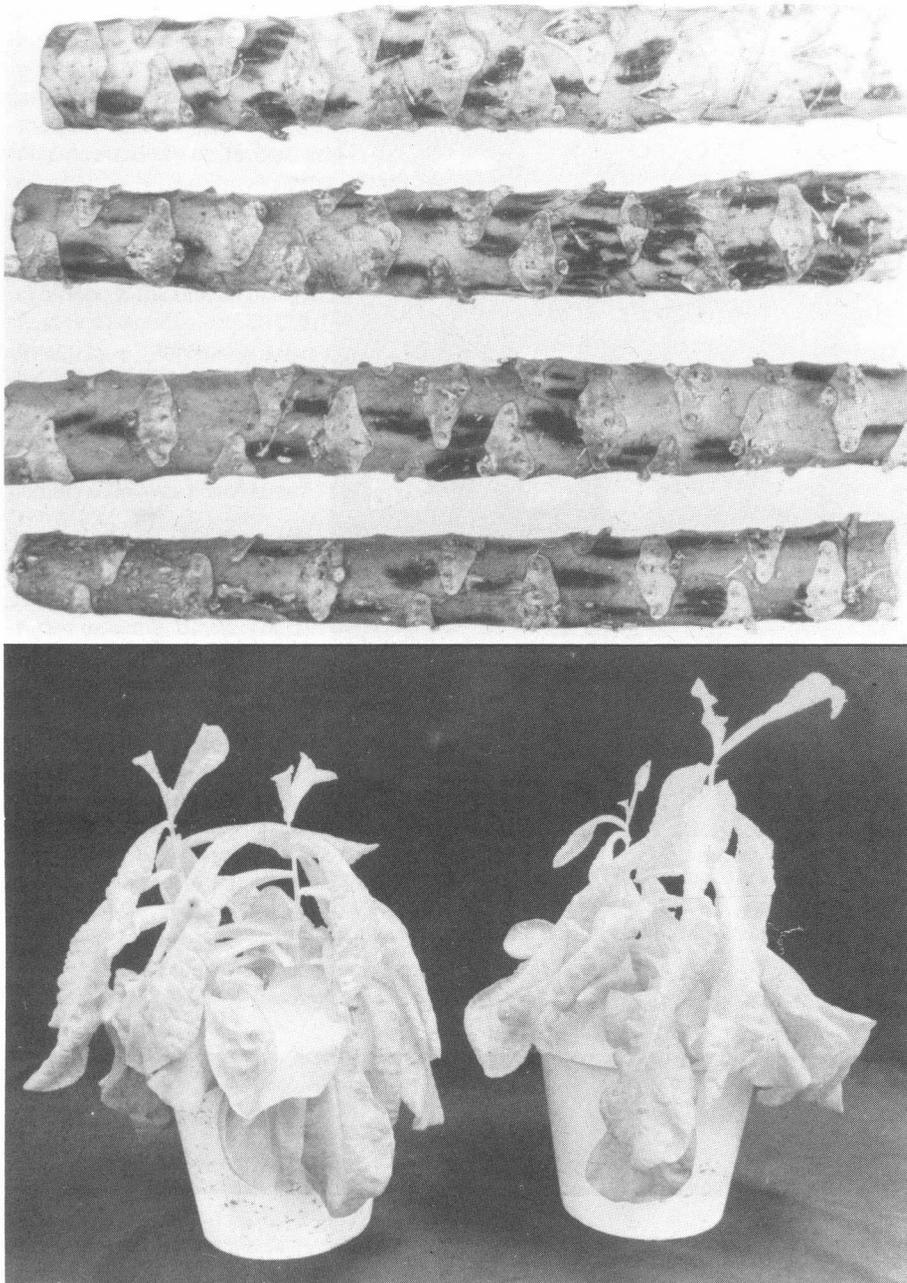


Figura 5. Algunas alteraciones fitotóxicas inducidas por el biotipo B en col y lechuga.

Bibliografía

BLACK, W.C.; DUTEAU, N.M.; PUTERKA, G.J.; NECHOLS, J.R.; PETTORINI, J.M. 1992. Use of random amplified polymorphic DNA polymerase chain reaction (RAPD-PCR) to detect DNA polymorphisms in aphids. *Bulletin*

of Entomological Research (Reino Unido) 82:151-159.

BROWN, J.K. 1993. Evaluación crítica sobre los biotipos de mosca blanca en América, de 1989 a 1992. pp. 1-9. *En: Memorias del Taller Centroamericano y del Caribe sobre moscas blan-*

cas. CATIE, Turrialba, Costa Rica. Agosto 3-5, 1992.

BROWN, J.K.; FROHLICH, D.R.; ROSELL, R.C. 1995a. The sweetpotato or silverleaf whitefly: biotypes of *Bemisia tabaci* or a species complex? *Annual Review of Entomology (Estados Unidos)* 40, p. 511-534.

BROWN, J.K.; COATS, S.A.; BEDFORD, I.D.; MARKHAM, P.G.; BIRD, J.; FROHLICH, D.R. 1995b. Characterization and distribution of esterase electromorphs in the whitefly, *Bemisia tabaci* (Genn.) (Homoptera: Aleyrodidae). *Biochemical Genetics (Estados Unidos)* 33, p. 205-214.

COSTA, H.S.; BROWN, J.K. 1991. Variation and biological characteristics and esterase patterns among populations of *Bemisia tabaci* Genn. and the association of one population with silverleaf symptom development. *Entomologia Experimentalis et Applicata (Holanda)* 61:211-221.

GAWEL, N.J.; BARTLETT, A.C. 1993. Characterization of differences between whiteflies using RAPD-PCR. *Insect Molecular Biology (Estados Unidos)* 2: 33-38.

PERRING, T.M.; FARRAR, C.A.; BELLOWS, T.S.; COOPER, A.D.; RODRIGUEZ, R.J. 1993. Evidence for a new species of whitefly: UCR findings and implications. *California Agriculture (Estados Unidos)* 47: 7-8.

PERRING, T.M. 1996. Biological differences of two species of *Bemisia* that contribute to adaptative advantage. pp. 3-16. *In: Bemisia: 1995 Taxonomy, Biology, Damage, Control and Management.* (Gerling D & RT Mayer, eds.). Intercept Limited, Andover, UK.

PRABHAKER, N.; COUDRIET, D.L.; MEYERDIRK, D.E. 1987. Discrimination of three whitefly species (Homoptera; Aleyrodidae) by electrophoresis of non-specific esterases. *Journal of Applied Entomology (Alemania)* 103:447-451.

ROHLF, F.J. 1994. NTSYS-pc. Numerical Taxonomy and Multivariate Analysis System, version 1.80. Exeter Software. Applied Biostatistics, Inc.

SAMBROOK, J.; FRITSCH, E.F.; MANIATIS, T. 1989. *Molecular cloning: a laboratory manual.* Cold Spring Harbor Laboratory Press, New York.

WOOL, D.; GERLING, D.; NOLT, B.L.; CONSTANTINO, L.M.; BELLOTTI, A.C.; MORALES, F.J. 1989. The use of electrophoresis for identification of adult whiteflies (Homoptera, Aleyrodidae) in Israel and Colombia. *Journal of Applied Entomology (Alemania)* 107:344-350.