



Diversidad de *Fusarium* en las raíces de caña de azúcar (*Saccharum officinarum*) en el estado de Morelos, México

Fusarium diversity from the roots of sugarcane (*Saccharum officinarum*) in Morelos State, México

Edgar Martínez-Fernández¹, Patricia Martínez-Jaimes¹, Dagoberto Guillén Sánchez², Guadalupe Peña-Chora¹, Víctor Manuel Hernández-Hernández³

¹Centro de Investigaciones Biológicas, ²Instituto Profesional de la Región Oriente, ³Centro de Investigación en Biotecnología, Universidad Autónoma del estado de Morelos, Av. Universidad 1001, Col. Chamilpa, C. P. 62209, Cuernavaca, Morelos, México

RESUMEN

Se obtuvieron 132 aislamientos, con las características morfológicas típicas de *Fusarium*, a partir de raíces de plantas de caña de azúcar con síntomas de marchitez del estado de Morelos. Para identificar a los aislamientos monoconidiales de *Fusarium* éstos se cultivaron en papa dextrosa agar, spezieller Nährstoffarmer agar y hojas de clavel agar. La identificación se basó en la morfología y dimensiones de los macroconidios, microconidios, fiálides y clamidosporas, complementándose con la observación del desarrollo de los esporodocios y determinación del color de la colonia desarrollada en papa dextrosa agar. Los aislamientos fueron identificados como *F. andiyazi*, *F. nygamai*, *F. sacchari*, *F. proliferatum*, *F. verticillioides* (sección Liseola), *F. equiseti* (sección Gibbosum), *F. oxysporum* (sección Elegans) y *F. solani* (sección Martiella). Este es el primer reporte sobre la identificación y descripción de las especies de *Fusarium* de las raíces de la caña de azúcar en México, y se registra por primera vez a *F. andiyazi* y *F. nygamai*

PALABRAS CLAVE: raíces necróticas, marchitez, caña de azúcar, *Fusarium* spp.

ABSTRACT

One hundred thirty two isolates with morphological characteristics typical of *Fusarium* were obtained from the roots of sugarcane plants with wilt symptoms of Morelos State. The monoconidial isolates of *Fusarium* were grown in culture media potato dextrose agar, spezieller Nährstoffarmer agar and carnation leaf agar for identification. The identification was based on morphology and dimensions of macroconidia, microconidia, phialides and chlamydospores, complemented by observing the development of sporodochia, and determining of colony color in potato dextrose agar. Isolates were identified as *Fusarium andiyazi*, *F. nygamai*, *F. sacchari*, *F. proliferatum*, *F. verticillioides* (section Liseola), *F. equiseti* (section Gibbosum), *F. oxysporum* (section Elegans) and *F. solani* (section Martiella). This is the first report on the identification and description of *Fusarium* species from sugarcane roots in México, *F. andiyazi* and *F. nygamai* are recorded for the first time.

KEYWORDS: roots necrotic, wilt, sugarcane, *Fusarium* spp.

Recibido / Received: 11/09/ 2014

Aceptado / Accepted: 12/10/2015

Autor para correspondencia / Corresponding author:

Edgar Martínez Fernández

edgar@uaem.mx

INTRODUCCIÓN

El género *Fusarium* Link representa uno de los grupos más importantes dentro de los hongos ascomicetos. Los miembros de este género exhiben un grado notable de diversidad respecto a sus atributos morfológicos, fisiológicos y ecológicos, por eso no es sorprendente que las especies de este género ocurran en un amplio rango de nichos ecológicos en la mayoría de las regiones geográficas del mundo (Burgess *et al.*, 1996). Muchas especies son comunes en suelos o como colonizadores secundarios de raíces de plantas y otras especies son fitopatógenas causando una amplia variedad de enfermedades tales como marchiteces vasculares y necrosis de raíces y tallos, y son responsables de pérdidas económicas importantes debido a la reducción en la producción de los cultivos y su efecto negativo en algunos alimentos almacenados. Se ha calculado que al menos el 80% de las plantas cultivadas están asociadas con una enfermedad inducida por *Fusarium* (Leslie y Summerell, 2006).

Una de las principales plantas que se cultivan en el mundo es la caña de azúcar, destacando países productores como Brasil, India y China. México es el sexto productor a nivel mundial con aproximadamente 770 000 ha cultivadas (Salgado-García *et al.*, 2013). Los campos cañeros se encuentran distribuidos en 15 entidades federativas del país: Campeche, Chiapas, Colima, Jalisco, Michoacán, Morelos, Nayarit, Oaxaca, Puebla, Quintana Roo, San Luis Potosí, Sinaloa, Tabasco, Tamaulipas y Veracruz. En el estado de Morelos el cultivo de la caña de azúcar es uno de los más importantes, ocupando una superficie cosechada de 16 675 hectáreas con una producción total de 1 847 106 toneladas y un rendimiento de 110 ton/ha (SIAP, 2013).

La caña de azúcar en el estado de Morelos y en la mayoría de las regiones productoras se practica como monocultivo hasta por cinco ciclos, lo que provoca un desarrollo pobre de las raíces y disminuye el crecimiento de las plantas (Savario y Hoy, 2011). Uno de los factores bióticos involucrados en el deterioro de las raíces de la caña es la presencia de diferentes grupos de hongos, entre los que destacan género *Pythium* (Lee y Hoy, 1992) y principalmente *Fusarium* (Leslie *et al.*, 2005). Algunas especies de *Fusarium* son citadas por ocasionar enfermedades en la caña de azúcar tales como el pokkah boeng o deformación del ápice de la planta (Siti-Nordahliawate *et al.*, 2008) y de la marchitez

(Viswanathan *et al.*, 2011). Considerando la importancia del cultivo de la caña de azúcar en nuestro país, el objetivo de este trabajo es identificar las especies de *Fusarium* asociadas a las raíces de plantas de caña con síntomas de marchitez en el estado de Morelos, México.

MATERIALES Y MÉTODOS

Muestreo

Durante el periodo de junio del 2011 a mayo del 2012 se muestrearon 14 campos cañeros del estado de Morelos, ubicados en los municipios de Cuautla, Jojutla, Miacatlan, Tlaltizapan, Tlaquiltenango, Villa de Ayala, Xochitepec y Zacatepec. Se realizó la recolección de plantas con necrosis en las raíces a partir de cinco plantas con síntomas de marchitez colectadas en un área de cinco surcos de 10 metros de largo dentro de cada parcela.

Aislamiento de los hongos

En el laboratorio las raíces de las plantas colectadas se lavaron con agua corriente para eliminar las partículas de suelo y materia orgánica. De estas raíces lavadas se eligieron fragmentos de 5 mm presentando tejidos con daños de necrosis en su etapa inicial, se desinfectaron con hipoclorito de sodio al 3% durante un tiempo de dos a tres minutos, posteriormente se enjuagaron con agua destilada esterilizada y finalmente se secaron con papel absorbente esterilizado. Se colocaron seis fragmentos en cada caja Petri con medio de cultivo papa dextrosa agar (PDA) acidificado (200 μ l de ácido láctico al 85% L⁻¹) y se incubaron a 24 - 26 °C. Estas cajas Petri se revisaron a partir de las 24 h para la observación del desarrollo de hifas a partir de los fragmentos sembrados. Se tomó un fragmento pequeño de medio de cultivo que contenía las hifas en desarrollo y se transfirió a una nueva caja Petri con medio de cultivo PDA. Se observó el desarrollo de estas colonias en las cajas Petri y se hicieron preparaciones temporales para analizar las características morfológicas de sus conidióforos y esporas para determinar si correspondían con las del género *Fusarium* de acuerdo con Barnett y Hunter (1998). De las colonias identificadas como *Fusarium* completamente desarrolladas se obtuvieron cultivos monoconidiales mediante la técnica de rayado en placa (Nur-Ain-Izzati, 2011).



Identificación de las especies de *Fusarium*

Para llevar a cabo la identificación morfológica de los cultivos monoconidiales se tomaron pequeños fragmentos de la periferia de las colonias y se transfirieron al centro de las cajas Petri con los medios de cultivo spezieller Nährstoffarmer agar (SNA), hojas de clavel agar (HCA: 20 g de agar en un litro de agua destilada y 12 piezas de clavel esterilizadas mediante la aplicación de rayos gama) y PDA de acuerdo con la metodología propuesta por Leslie y Summerell (2006). A partir de los 14 días se realizó la observación de las estructuras morfológicas de *Fusarium* de las colonias creciendo en medio SNA y HCA. El análisis microscópico se realizó en un microscopio Nikon Ni con aumentos de 10X, 40X y 100X y se obtuvieron imágenes de las estructuras microscópicas de cada especie con una cámara Lumenera modelo Infiniti 1. La identificación se basó principalmente en la observación de las dimensiones y formas de los macroconidios, microconidios, fiálides y clamidosporas, complementándose con la observación del desarrollo de esporodocios y determinación del color de la colonia desarrollada en PDA, siguiendo las claves y descripciones de Booth (1971), Gerlach y Nirenberg (1982) y Leslie y Summerell (2006).

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

La presencia de las especies de *Fusarium* en caña de azúcar ha sido reportada en países productores como Malasia (Siti-Nordahliawate *et al.*, 2008; Nur-Ain-Izzati *et al.*, 2009), India (Viswanathan *et al.*, 2011), Iran (Mohammadi *et al.*, 2012) y Australia (Summerell *et al.*, 2011). Además algunas especies de *Fusarium* han sido citadas como causantes de la enfermedad conocida como pokkah boeng o deformación del cogollo en caña de azúcar en Ecuador, Colombia, India y los Estados Unidos (Leslie y Summerell, 2006).

En el presente estudio se obtuvieron un total de 132 aislamientos de *Fusarium* a partir de las muestras de tejidos necróticos de las raíces de plantas de caña de azúcar analizadas. Estos aislamientos corresponden a ocho especies de *Fusarium* pertenecientes a cuatro secciones. Las especies identificadas se ubican en las secciones Liseola (*F. andiyazi*, *F. sacchari*, *F. verticillioides*, *F. proliferatum*, *F. nygamai*), Martiella (*F. solani*), Elegans (*F. oxysporum*) y Gibbosum (*F. equiseti*). Estas especies se describen a continuación:

Fusarium andiyazi Marasas, Rheeder, Lampr., K. A. Zeller & J. F. Leslie. *Mycologia* 93(6): 1205 (2001)

Figuras 1a - 1c

Micelio aéreo abundante, flocoso, al inicio blanco y después tornándose a violeta. Los microconidios ovoides o clavados, con una base aplanada, sin septos, de 5.6-15.5 x 1.8-2.5 µm, formados en monofálides en conidióforos algunas veces ramificados, en falsas cabezas o cadenas largas de más de 15 conidios. Los macroconidios son rectos o ligeramente curvados, con 3-4 septos, con la célula apical ligeramente curvada y la célula basal en forma de pie, de 35-42 µm x 2-4 µm. Después de 4-6 semanas en el medio HCA se presenta el desarrollo de pseudoclamidosporas, de pared lisa, solitarias de 7-15 µm, o en cadenas cortas.

Observaciones. Esta especie se caracteriza por presentar el desarrollo de pseudoclamidosporas en las hifas (Marasas *et al.*, 2001). Se le ha reportado de arroz en Italia (Dal Prá *et al.*, 2010), Malasia (Hsuan *et al.*, 2011) y en China, Vietnam, India, Nepal, Tanzania y Ghana (Wulff *et al.*, 2010), del maíz en Siria (Madamia *et al.*, 2013) y del sorgo en Australia (Petrovic *et al.*, 2009). Se registra por vez primera para México.

Fusarium nygamai L.W. Burgess & Trimboli, *Mycologia* 78(2): 223 (1986)

Teleomorfo: *Gibberella nygamai* Klaasen & P. E. Nelson, *Mycologia* 88(6): 967 (1997)

Figuras 2a - 2c

Micelio aéreo abundante, flocoso, inicialmente blanco, cambiando a violeta con la edad, produciendo pigmentos violáceos en el medio de cultivo PDA. Microconidios ovales o clavados, unicelulares, algunos uniseptados, de 4-17 x 2-3.5 µm, formados en falsas cabezas o en su mayoría en cadenas cortas de menos de 10 conidios, a partir de monofálides en conidióforos algunas veces ramificados. Los macroconidios son delgados, rectos, ligeramente curvados, en su mayoría de 3 septos, con la célula apical corta y aguda y la célula basal en forma de pie, de

12-45 x 3-4.5 μm , formados en conidióforos ramificados. Las clamidosporas lisas o rugosas formadas en el medio HCA después de 2-4 semanas y en el medio SNA después de 4-6 semanas.

Observaciones. Esta especie se relaciona con *F. verticillioides* y *F. thapsinum* de las cuales se distingue por la presencia de clamidosporas y la formación de microconidios en cadenas cortas (Kvas *et al.*, 2009). Se ha aislado de sorgo en diferentes regiones de Australia (Burgess y Summerell, 1992) de mazorcas de maíz en Malasia (Nur-Ain-Izzati *et al.*, 2011), de chile, guayaba, plátano, y frijol en Sri Lanka (Sapumohotti, 2004), de arroz en Sardinia (Balmas *et al.*, 2000), de cebada y trigo de Irán (Darvishnia, 2013). Se registra por vez primera para México.

***Fusarium sacchari* (E. J. Butler & Hafiz Khan) W. Gams, *Cephalosporium-artige Schimmelpilze*: 218 (1971)**

Teleomorfo *Gibberella sacchari* Summerell & J. F. Leslie, *Mycologia* 97(3): 719 (2005)

Figuras 3a - 3b

Micelio aéreo, abundante, flocoso, blanco en su inicio de crecimiento, cambiando con los días a violeta en el medio de cultivo PDA. Microconidios abundantes, ovales, unicelulares o uniseptados, de 10.4-12 x 1.6-4.4 μm , en monofálides y polifálides en conidióforos no ramificados. Los macroconidios escasos, delgados, ligeramente curvados, generalmente con 3 septos, con la célula apical curvada en punta y la célula basal en forma de pie poco desarrollada, de 29.5-35.5 x 2.6-3.6 μm . No se observó el desarrollo de clamidosporas.

Observaciones. Una especie relacionada es *F. subglutinans*, la cual forma macroconidios de manera abundante en esporodocios (Leslie y Summerell, 2006). Esta especie se distribuye en las zonas productoras de caña de azúcar en el mundo (Sivanesan y Waller, 1986), pero recientemente se ha citado de maíz en México (Leslie *et al.*, 2005) y en Australia (Petro-

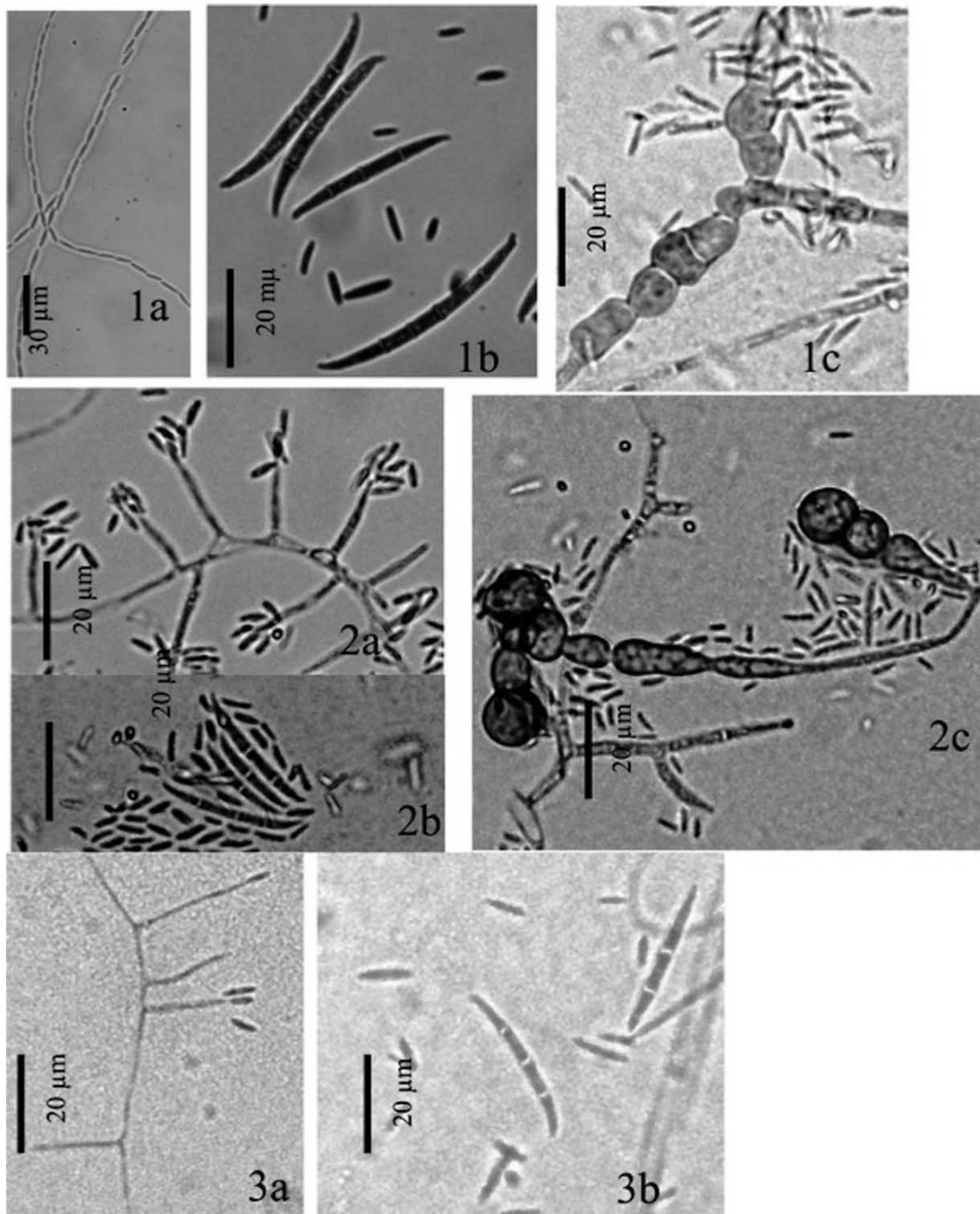
vic *et al.*, 2013), de caña de azúcar en Malasia (Siti-Nordahliawate *et al.*, 2008) y en la India (Viswanathan *et al.*, 2011), de orquídeas en Japon (Ichikawa y Aoki, 2000) y de sorgo en Estados Unidos (Leslie *et al.*, 2005), Filipinas y México (Ploetz, 2006).

***Fusarium proliferatum* (Matsush.) Nirenberg ex Gerlach & Nirenberg, *Mitt. biol. BundAust. Land.-u. Forstw.* 169: 38 (1982)**

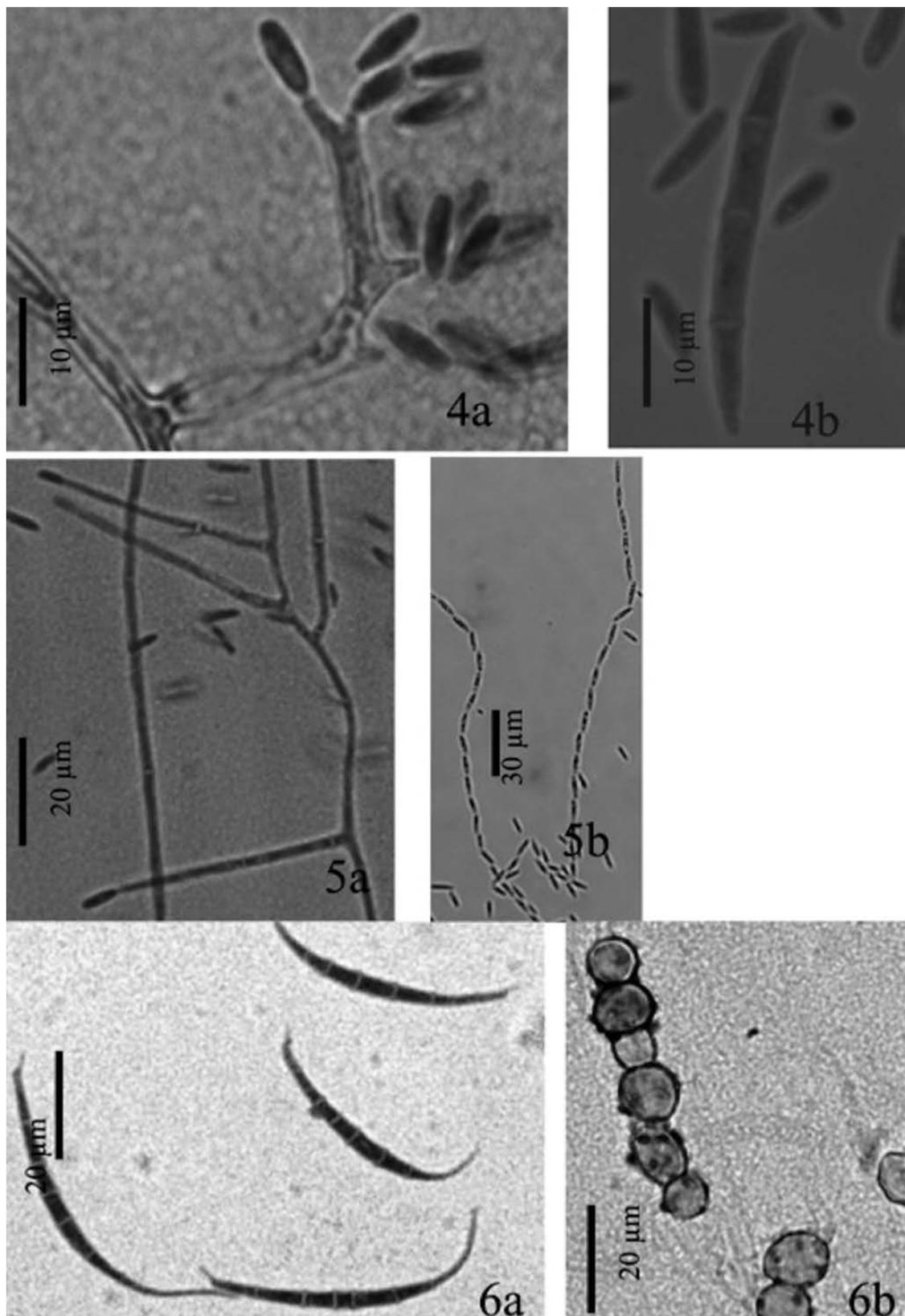
Figuras 4a - 4b

Micelio aéreo abundante, pannoso, inicialmente blanco cambiando a violeta púrpura con los días en PDA. Los microconidios, clavados, con una base aplanada sin septos, de 8-10 x 2.2-3.5 μm , formando cadenas cortas a partir de conidióforos no ramificados en polifálides. Los macroconidios delgados, relativamente rectos, de 3-5 septos, con la célula apical curvada y la célula basal poco desarrollada, de 30-46 x 3.3-4.1 μm . No se forman clamidosporas.

Observaciones. Esta especie se relaciona con *F. oxysporum*, *F. thapsinum* y *F. verticillioides*. *F. oxysporum* se distingue por la producción de clamidosporas y los microconidios en falsas cabezas (Leslie y Summerell, 2006); mientras *F. thapsinum* y *F. verticillioides* presentan monofálides y los microconidios en cadenas largas (Klittich *et al.*, 1997). Se ha aislado de semilla del ajo en México (Ochoa-Fuentes *et al.*, 2012) y en Estados Unidos (Dugan *et al.*, 2003), de maíz en Italia (Logrieco *et al.*, 1995), México (Morales-Rodríguez *et al.*, 2007; García-Aguirre y Martínez-Flores, 2010), Malasia (Nur-Ain-Izzati *et al.*, 2011), Benin (Fandohan *et al.*, 2004), Uganda (Atukwase *et al.*, 2012) y Serbia (Krnjaja *et al.*, 2012), de pino en Estados Unidos (Ocamb *et al.*, 2002), del esparrago en Australia (Elmer *et al.*, 1999), Sudáfrica (Schreuder y Lamprecht, 1995) España e Inglaterra (Wong y Jeffries, 2006), de la palma datilera en Arabia Saudita (Abdalla *et al.*, 2000) de frijol en México (Montiel-González *et al.*, 2005) y de arroz en China, Vietnam, India, Nepal, Tanzania y Ghana (Wulff *et al.*, 2010).



Figuras 1-3. 1. *Fusarium andiyazi*. 1a. Cadenas de microconidios. 1b. Macroconidios. 1c. Seudoclamidosporas. 2. *Fusarium nygamai*. 2a. Monofialides y microconidios. 2b. Macroconidios. 2c. Clamidosporas. 3. *Fusarium sacchari*. 3a. Monofialides y microconidios. 3b. Macroconidios.



Figuras 4-6. 4. *Fusarium proliferatum*. 4a. Polifialide y microconidios. 4b. Macroconidio. 5. *Fusarium verticillioides*. 5a. Monofialides y microconidios. 5b. Cadenas de microconidios. 6. *Fusarium equiseti*. 6a. Macroconidios. 6b. Clamidosporas.



***Fusarium verticillioides* (Sacc.) Nirenberg, Mitt.**
Biol. BundAust. Land.-u. Forstw. 169:26 (1976)

Teleomorfo *Gibberella moniliformis* Wineland, *J. Agric. Res.*, Washington 28:909 (1924)

Figuras 5a - 5b

Micelio aéreo inicialmente blanco y después adquiriendo tonos violáceos en PDA. Microconidios formado cadenas largas, ovales o clavados, con una base aplanada, en su mayoría unicelulares, algunos con 1 septo, de 8.8–11 x 1.8–2.6 µm, a partir de monofálides en conidióforos no ramificados. No se observó la formación de macroconidios y clamidosporas.

Observaciones. Esta especie se relaciona con *F. thapsinum*, *F. proliferatum* y *F. andiyazi*. *F. thapsinum* se diferencia por producir pigmentos amarillos en el medio de cultivo y la formación de conidios napiformes. *F. proliferatum* se distingue por cadenas cortas de microconidios en polifálides y *F. andiyazi* produce pseudoclamidosporas (Leslie y Summerell, 2006). Se ha aislado de arroz en Corea (Jeon *et al.*, 2013), de maíz en México (Morales-Rodríguez *et al.*, 2007; Figueroa-Rivera *et al.*, 2010), Argentina (Sampietro *et al.*, 2010) Irán (Chehri *et al.*, 2010), Siria (Madania *et al.*, 2013), Malasia (Nur-Ain-Izzati *et al.*, 2011) Benin (Fandohan *et al.*, 2005) y Uganda (Atukwase *et al.*, 2012), en caña de azúcar de Malasia (Siti-Nordalياهو, *et al.*, 2008) e Irán (Chehri *et al.*, 2010), de sorgo en Estados Unidos (Leslie *et al.*, 2005) y Australia (Petrovic *et al.*, 2009).

***Fusarium equiseti* (Corda) Sacc., Syll. fung.**
(Abellini) 4: 707 (1886)

Teleomorfo *Gibberella intricans* Wollenw., *Fusaria autographica delineata* 3: no. 810 (1930)

Figuras 6a - 6b

Micelio aéreo abundante, flocoso, inicialmente blanco y posteriormente cambiando a durazno o ligeramente café en PDA. Los macroconidios son largos y delgados, falcados, de 4-6 septos, la

célula apical elongada, filiforme y curvada, la célula basal en forma de pie, de 48-62 x 3-4.5 µm, desarrollados en conidióforos ramificados. No hay formación de microconidios. Las clamidosporas son globosas o subglobosas, de pared rugosa, de 8-14 µm, solitarias, intercalares, en pares o formando cadenas y grupos.

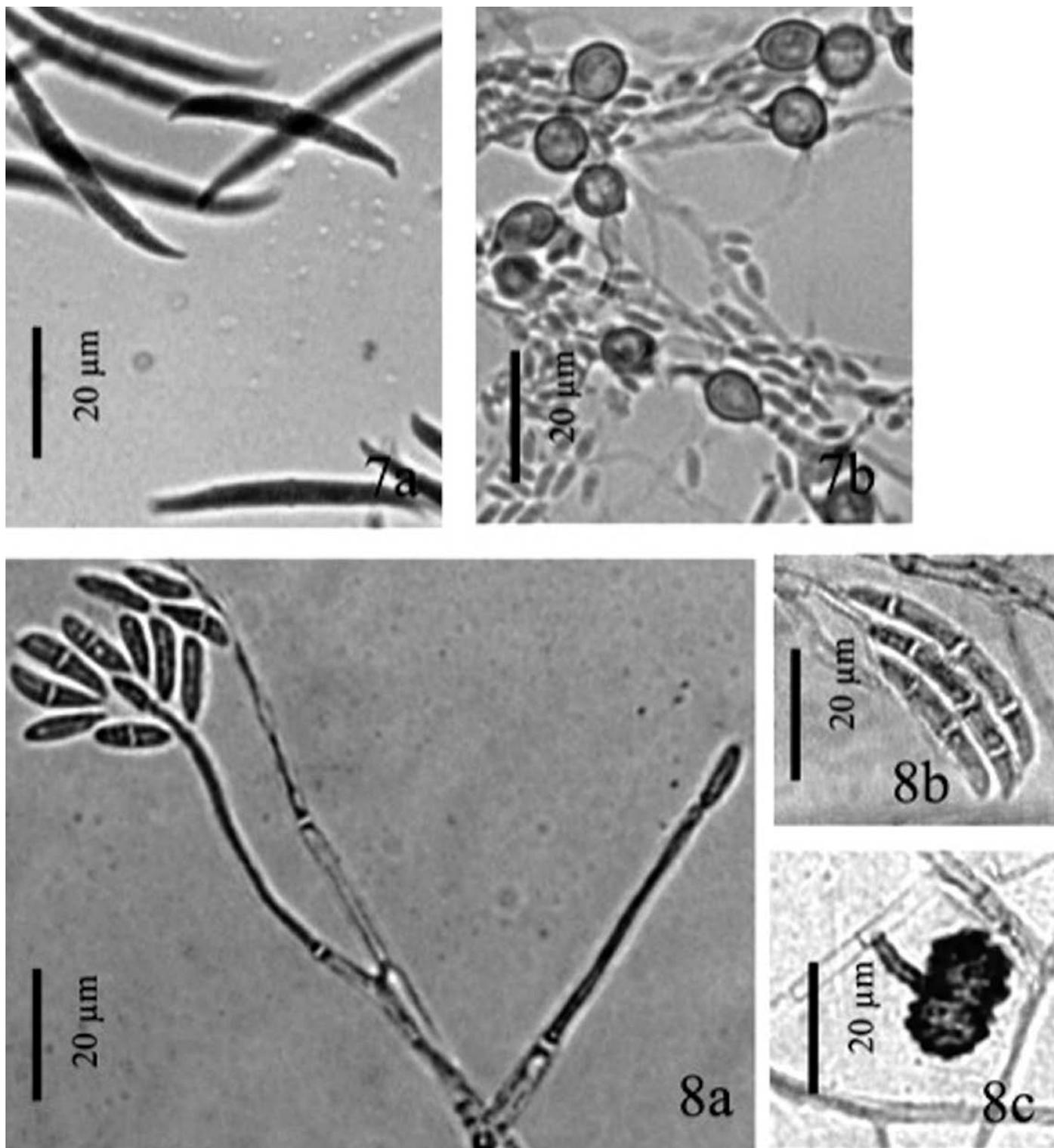
Observaciones. Esta especie se relaciona con *F. compactum*, la cual se distingue por producir macroconidios más robustos y produce pigmentos café en el medio de cultivo y *F. scirpi* la cual produce microconidios abundantes en polifálides (Leslie y Summerell, 2006). Se ha aislado del maíz en México (Figueroa-Rivera *et al.*, 2010), Malasia (Nur-Ain-Izzati *et al.*, 2011), y Siria (Madania *et al.*, 2013), del algodón en Nigeria (Chimbekujwo, 2000), papa en la India (Rai, 1979) e Irán (Moghadan y Husseinzadeh, 2013), papaya en México (Vásquez-López *et al.*, 2012), de ginseng en Canadá (Goswami, 2008), de frijol en México (Montiel-González *et al.*, 2005), de trigo en Canadá (Fernández *et al.*, 2014) y de pepino y melón de Irán (Chehri *et al.*, 2011).

***Fusarium oxysporum* Schltdl., Fl. berel. (Berlin) 2:**
139 (1824)

Figuras 7a - 7b

Colonias de crecimiento rápido, alcanzando 6-8 cm de diámetro en 8 días a 25 °C en PDA con el micelio aéreo, abundante, estriado, ligeramente flocoso, de color blanquecino, púrpura o violeta. Microconidios ovales o ligeramente curvados, de 5-12 x 2.2-3.5 µm, formados en falsas cabezas, sobre conidióforos cortos, no ramificados. Los macroconidios relativamente delgados, rectos o ligeramente curvados, de 3-5 septos, con la célula apical en punta y ligeramente curvada y la célula basal en forma de pie, formados en conidióforos ramificados, de 25-35 x 2.5-4 µm. Clamidosporas abundantes, globosas o subglobosas, de 8-10 µm, de superficie lisa, terminales o intercalares, solitarias, en pares o formando cadenas cortas.

Observaciones. Esta especie se relaciona con *F. solani* y *F. subglutinans*. La primera especie se distingue por producir sus microco-



Figuras 7-8. 7. *Fusarium oxysporum*. 7a. Macroconidios. 7b. Clamidosporas. 8. *Fusarium solani*. 8a. Monofálides y microconidios. 8b. Macroconidios. 8c. Clamidosporas.



nidios en falsas cabezas sobre monofálides muy largas y la segunda se diferencia por la producción de los microconidios en polifálides y la ausencia de clamidosporas (Leslie y Summerell, 2006). Debido a la amplia distribución e importancia económica de esta especie se ha llevado una gran cantidad de investigación científica demostrada con los 6000 artículos disponibles (Leslie y Summerell, 2006). *F. oxysporum* comprende diferentes formas especiales (Booth, 1971; Holliday, 1980) las cuales colectivamente infectan más de 100 plantas hospederas ocasionando enfermedades de marchitez vascular, ahogamiento y necrosis de raíz y tallo (Michelse y Rep, 2009). En México algunos de los cultivos susceptibles a este hongo son: el jitomate, la papa, el frijol, el chícharo, la cebolla, la col, el rábano, el pepino, el melón, la sandía, el plátano, el café, el tabaco, el gladiolo, el clavel, el algodón y el lino (Romero, 1993). *F. oxysporum* se ha aislado de caña de azúcar de Malasia (Nur-Ain-Izzati *et al.*, 2009) y se ha señalado que no es patógena a esta planta así como a otras gramíneas tales como el arroz, sorgo y maíz (Kommendahl *et al.*, 1979; Leslie *et al.*, 1990; Nur-Ain-Izzati *et al.*, 2009).

***Fusarium solani* (Mart.) Sacc. *Michelia* 2 (No. 7): 296 (1881)**

Teleomorfo *Haematonectria haematococca* (Berk. & Broome) Samuels & Rossman, in Rossman, Samuels, Rogerson & Lowen, *Stud. Mycol.* 42: 135 (1999)

Figuras 8a - 8c

Micelio aéreo generalmente delicado, escaso, algunas veces zonado, produciendo una pigmentación café violácea en el medio de cultivo. Microconidios en falsas cabezas, de forma oval, elipsoidales o subcilíndricos, unicelulares o con un septo, de 8-20 x 2-4 µm, formados en conidióforos largos no ramificados, en monofálides. Los macroconidios ligeramente curvados, robustos, en su mayoría de 3 septos, algunos con 4, con la célula apical redondeada y la célula basal ligeramente en forma de pie, de 35-46 x 4-7 µm. Las clamidosporas se desarrollan en el medio HCA a las 2-4 semanas, de forma globosa u oval, de 6-11 µm, con la pared granular o verrucosa, se forman en las hifas en posición intermedia o terminal, solitarias, en pares o en cadenas.

Observaciones. Esta especie se relaciona con *F. oxysporum*, la cual se caracteriza por las monofálides considerablemente más cortas, los microconidios ovales y los macroconidios delgados. Esta especie cosmopolita se distribuye en todo tipo de suelos como saprobia (Leslie y Summerell, 2006) y como patógena de plantas se reconocen 18 formas especiales (Booth, 1971) afectando 111 especies de plantas (Bogale *et al.*, 2009) ocasionando ahogamientos, necrosis de la raíz y canchales en los tallos (Holliday, 1980). En México los cultivos más afectados son el frijol, la papa, la calabaza y el chícharo (Romero, 1993). *F. solani* se ha aislado de caña de azúcar y de otras gramíneas de Malasia pero se considera que no es patógena a estas plantas (Nur-Ain-Izzati *et al.*, 2009).

Este es el primer reporte integral sobre la identificación de las especies de *Fusarium* en las raíces de caña de azúcar en México. De las especies descritas en este trabajo solo se han reportado como patógenas de la caña de azúcar a *F. sacchari* y *F. verticillioides* causantes de la enfermedad conocida como pokkah boeng, que significa deformación del ápice de la planta (Sitti Nordahliawate *et al.*, 2008 y Mohammadi *et al.*, 2012. También a *F. sacchari* se le ha reportado como causante de la marchitez de la caña de azúcar (Viswanathan *et al.*, 2011).

La presencia de las especies de *Fusarium* encontradas en las raíces de la caña de azúcar coincide con las reportadas en las raíces de otras plantas cultivadas en México. De esta manera en frijol se reportan 10 especies (Montiel-González *et al.*, 2005), coincidiendo en ambas plantas las especies *F. oxysporum*, *F. solani*, *F. equiseti*, *F. verticillioides* y *F. proliferatum*. En relación al cultivo del maíz se reportan seis especies (Figueroa-Rivera *et al.*, 2010) coincidiendo las especies *F. verticillioides*, *F. equiseti* y *F. proliferatum*. Mientras tanto en el cultivo del ajo se han reportado cuatro especies (Ochoa-Fuentes *et al.*, 2012), compartiendo a *F. verticillioides*, *F. equiseti* y *F. solani*. En los tres cultivos señalados y en la caña de azúcar se presentan en común las especies *F. verticillioides* y *F. equiseti*, causantes de infecciones en las raíces de varias plantas (Leslie y Summerell, 2006).

En el presente estudio es evidente la prevalencia en la diversidad y distribución de las especies de *Fusarium* de la sección *Liseola* asociadas con las raíces de la caña de azúcar en la zona

de estudio. De igual manera en otras plantas gramíneas cultivadas también se tienen evidencias de la incidencia de especies de la sección *Liseola* en las raíces tales como en el maíz (Chehri *et al.*, 2010, Nur-Ain-Izzati *et al.*, 2011), sorgo (Leslie *et al.*, 1990), arroz (Sunder, 1998) y caña de azúcar (Egan *et al.*, 1997; Leslie *et al.*, 2005). También en gramíneas silvestres se ha establecido la presencia notable de especies de *Fusarium* de la sección *Liseola* (Nur-Ain-Izzati *et al.*, 2009). Actualmente de acuerdo con algunos autores las especies de la sección *Liseola* se consideran dentro del complejo de especies de *Gibberella fujikuroi* (Nirenberg y O'Donnell, 1998). En este grupo se incluyen especies que comparten características morfológicas y biológicas, estableciendo relaciones estrechas con la distribución de sus plantas hospedantes (Kvas *et al.*, 2009).

AGRADECIMIENTOS

Al Fondo Mixto Conacyt Gobierno del estado de Morelos por el financiamiento al proyecto MOR-2010-C01-149018.

LITERATURA CITADA

- Abdalla, M.Y., A. Rokibah, A. Moretti, G. Mule, 2000. Pathogenicity of toxigenic *Fusarium proliferatum* from date palm in Saudi Arabia. *Plant Disease* 84: 321-324.
- Akutwase, A., A. Kayaa, C. Muyanja, H. Vismer, J.P. Rheeder, 2012. Diversity of *Gibberella fujikuroi* species complex isolated from maize produced in Uganda. *International Journal of Plant Pathology* 3: 1-13.
- Balmas, V., P. Corda, A. Marcello, A. Bottalico, 2000. *Fusarium nygamai* associated with *Fusarium* foot rot of rice in Sardinia. *Plant Disease* 84: 807.
- Barnett, H.L., B.B. Hunter, 1998. Illustrated genera of imperfect fungi. 4th edition. The American Phytopathological Society, St Paul.
- Booth, C., 1971. The genus *Fusarium*. Commonwealth Mycological Institute, Kew.
- Bogale, M., E.T. Steenkamp, M.J. Wingfield, B.D. Wingfield, 2009. Diverse *Fusarium solani* isolates colonize agricultural environments in Ethiopia. *European Journal of Plant Pathology* 124: 369-378.
- Burgess, L.W., D. Trimboli, 1986. Characterization and distribution of *Fusarium nygamai*, sp. nov. *Mycologia* 78: 223-229.
- Burgess, L.W., B.A. Summerell, 1992. Mycogeography of *Fusarium*: survey of *Fusarium* species from subtropical and semi-arid grassland soils from Queensland, Australia. *Mycological Research* 96: 780-784.
- Burgess, L.W., B.A. Summerell, D. Backhouse, F. Benyon, J. Levic, 1996. Biodiversity and population studies in *Fusarium*. *Sydowia* 48: 1-11.
- Chehri, K., D. Zafari, M. Nurhazrati, B. Salleh, K.R.N. Reddy, E. Karami, 2010. Natural occurrence of *Fusarium* species associated with root and stalk rot of maize in Kermanshah Province, Iran. *Journal of Biological Sciences* 10: 795-799.
- Chimbejukwo, I.B., 2000. Frequency and pathogenicity of *Fusarium* wilts (*Fusarium solani* and *Fusarium equiseti*) of cotton (*Gossypium hirsutum*) in Nigeria. *Revista de Biología Tropical*. 48: 1-5.
- Dal Prá, M., S. Tonyi, D. Pancaldi, P. Nipoti, I. Alberti, 2010. First report of *Fusarium andiyazi* associated with rice bakanae. *Plant Disease* 94: 1070.
- Darvishnia, M., 2013. Morphological and phylogenetic studies of *Fusarium* species in Iran. *Journal of Novel Applied Sciences* 2: 1134-1142.
- Dugan, F.M., B.C. Hellier, S.L. Lupien, 2003. First report of *Fusarium proliferatum* causing rot of garlic bulbs in North America. *Plant Pathology* 52: 426.
- Egan, B.T., R.C. Magary, B.J. Croft, 1997. Sugarcane. In: Hillocks, R.J., J.M. Walker (eds.), *Soilborne Diseases of Tropical Crops*. CAB International, Wallingford. pp. 277-302.
- Elmer, W.H., B.A. Summerell, L.W. Burgess, E.L. Nigh, 1999. Vegetative compatibility groups in *Fusarium proliferatum* from asparagus in Australia. *Mycologia* 91: 650-654.
- Fandohan, P., B. Gnanlonfin, K. Hell, W.F.O. Marasas, M.J. Wingfield, 2004. Natural occurrence of *Fusarium* and subsequent fumonisin contamination in preharvest and stored maize in Benin, West Africa. *International Journal of Food Microbiology* 99: 173-183.
- Fernández, M.R., S.L. Fox, P. Hucl, A.K. Singh, F.C. Stevenson, 2014. Root rot severity and fungal populations in spring common, durum and spelt wheat, and kamut grown under organic management in western Canada. *Canadian Journal of Plant Science* 94: 937-946.
- Figuroa-Rivera M.A., R. Rodríguez-Guerra, B.Z. Guerrero-Aguilar, M.M. González-Chavira, J.L. Pons-Hernández, J.F. Jiménez-Bremont, J.G. Rodríguez-Pimentel, E. Andrio-Enriquez, M. Mendoza-Elos, 2010. Caracterización de especies de *Fusarium* asociadas a la pudrición de raíz de maíz en Guanajuato, México. *Revista Mexicana de Fitopatología* 28: 124-134.
- García-Aguirre, G., R. Martínez-Flores, 2010. Especies de *Fusarium* en granos de maíz recién cosechado y desgranado en el campo en la región de Ciudad Serdán, Puebla. *Revista Mexicana de Biodiversidad* 81: 15-20.
- Gerlach, W., H. Nirenberg, 1982. The genus *Fusarium* - a pictorial atlas. *Biologische Bundesanstalt für Land-und Forstwirtschaft Institut für Mikrobiologie*, Berlin.
- Goswami, R.S., Y. Dong, Z.K. Punja, 2008. Host range and mycotoxin production by *Fusarium equiseti* isolates originating from ginseng fields. *Canadian Journal of Plant Pathology* 30: 155-160.
- Holliday, P., 1980. *Fungus diseases of tropical crops*. Cambridge University Press, Cambridge.
- Hsuan, H. M., B. Salleh, L. Zakaria, 2011. Molecular identification of *Fusarium* species in *Gibberella fujikuroi* species complex from rice, sugarcane and maize from Peninsular Malaysia. *International Journal of Molecular Sciences* 12: 6722-6732.
- Ichikawa, K., T. Aoki, 2000. New leaf spot disease of *Cymbidium* species caused by *Fusarium subglutinans* and *Fusarium proliferatum*. *Journal of General Plant Pathology* 66: 213-218.
- Jeon, Y., S. Yu, Y. Lee, H. Park, S. Lee, J.S. Sung, Y. Kim, H. Lee, 2013. Incidence, molecular characteristics and pathogenicity of *Gibberella fujikuroi* species complex associated with rice seeds from Asian countries. *Micobiology* 41: 225-233.
- Kvas, M., W.F.O. Marasas, B.D. Wingfield, M.J. Wingfield, E.T. Steenkamp, 2009. Diversity and evolution of *Fusarium* species in the *Gibberella fujikuroi* complex. *Fungal Diversity* 34: 1-21.
- Klittich, C.J.R., J.F. Leslie, P.E. Nelson, W.F.O. Marasas, 1977. *Fusarium thapsinum* (*Gibberella thapsina*): a new species in Section *Liseola* from sorghum. *Mycologia* 89: 643-652.
- Krjaja, V., L. Levic, S.S. Stankovic, S. Tancic, 2012. Genetic, pathogenic and toxigenic variability of *Fusarium proliferatum* isolated



- from maize kernels. *African Journal of Biotechnology* 11: 4660-4665.
- Kommedahl, T., C.E. Windels, R.E. Stucker, 1979. Occurrence of *Fusarium* species in roots and stalks of symptomless corn plants during the growing season. *Phytopathology* 69: 961-966.
- Lee, Y.S., J.W. Hoy, 1992. Interactions among *Pythium* species affecting root rot of sugarcane. *Plant Disease* 76: 735-739.
- Leslie, J.F., C.A.S. Pearson, P.E. Nelson, T.A. Toussoun, 1990. *Fusarium* spp. from corn, sorghum and soybean fields in the central and eastern United States. *Phytopathology* 80: 343-350.
- Leslie, J.F., B.A. Summerell, S. Bullock, F.J. Doe, 2005. *Gibberella sacchari*: The teleomorph of *Fusarium sacchari*. *Mycologia* 97: 718-724.
- Leslie, J.F., B.A. Summerell, 2006. The *Fusarium* laboratory manual. Blackwell Publishing Professional, Iowa.
- Logrieco, A., A. Moretti, A. Ritieni, A. Bottalico, P. Corda, 1995. Occurrence and toxigenicity of *Fusarium proliferatum* from pre-harvest maize ear rot and associated mycotoxins in Italy. *Plant Disease* 79: 727-731.
- Madania, A., M. Altawil, W. Naffaa, P.H. Volker, M. Hawat, 2013. Morphological and molecular characterization of *Fusarium* isolated from maize in Syria. *Journal of Phytopathology* 161: 452-458.
- Marasas, W.F.O., S.C. Lamprecht, K.A. Zeller, J.F. Leslie, 2001. *Fusarium andiyazi* sp. nov., a new species from sorghum. *Mycologia* 93: 1203-1210.
- Michelse, C.B., M. Rep, 2009. Pathogen profile update: *Fusarium oxysporum*. *Molecular Plant Pathology* 10: 331-324.
- Moghadan, B.S., A.A. Hossinzadeh, 2013. Study of *Fusarium* species causing dry rot of potatoes in Ardabil Province. *International Journal of Agronomy and Plant Production* 4: 1226-1233.
- Mohammadi, A., R.F. Nejad, N.N. Mofrad, 2012. *Fusarium verticillioides* from sugarcane, vegetative compatibility groups and pathogenicity. *Plant Protection Science* 48: 80-84.
- Morales-Rodríguez, I., M.J. Yañez-Morales, H.V. Silva-Rojas, G. García-de-los-Santos, D.A. Guzmán-de-Peña, 2007. Biodiversity of *Fusarium* species in México associated with ear rot in maize, and their identification using a phylogenetic approach. *Mycopathologia* 163: 31-39.
- Montiel-González, L., F. González-Flores, B.M. Sánchez-García, S. Guzmán-Rivera, F.P. Gámez-Vázquez, J.A. Acosta-Gallegos, R. Rodríguez-Guerra, J. Simpson-Williamson, M. Cabral-Enciso, M. Mendoza-Elos, 2005. Especies de *Fusarium* presentes en raíces de frijol (*Phaseolus vulgaris* L.) con daños de pudrición, en cinco estados del centro de México. *Revista Mexicana de Fitopatología* 23: 1-10.
- Nirenberg, H.I., K. O'Donnell, 1998. New *Fusarium* species and combinations within the *Gibberella fujikuroi* species complex. *Mycologia* 90: 434-458.
- Nur-Ain-Izzati, M.Z., M.S. Siti-Nordahlwate, J. Nor-Azlina, B. Salleh, 2009. Distribution and diversity of *Fusarium* species associated with grasses in ten states throughout peninsular Malaysia. *Biotropia* 16: 55-64.
- Nur-Ain-Izzati, M.Z., A.R. Azmi, M.S. Siti-Nordahlwate, J. Nor-Azlina, 2011. Contribution of the knowledge of diversity of *Fusarium* associated with maize in Malaysia. *Plant Protection Science* 47: 20-24.
- Ocamb, C., M.J. Juzwik, F.B. Martin, 2002. *Fusarium* spp. and *Pinus strobus* seedlings: Root disease pathogens and taxa associated with seed. *New Forests* 24: 67-79.
- Ochoa-Fuentes, Y.M., E. Cerna-Chávez, G. Gallegos-Morales, J. Landeros-Flores, J.C. Delgado-Ortiz, S. Hernández-Camacho, R. Rodríguez-Guerra, V. Olalde-Portugal, 2012. Identificación de especies de *Fusarium* en semillas de ajo en Aguascalientes, México. *Revista Mexicana de Micología* 36: 27-31.
- Petrovic, T., J.L. Walsh, L.W. Burgess, B.A. Summerell, 2009. *Fusarium* species associated with stalk rot of grain sorghum in the northern grain belt of eastern Australia. *Australasian Plant Pathology* 38: 373-379.
- Petrovic, T., L.W. Burgess, I. Cowie, R.A. Worren, P.R. Harvey, 2013. Diversity and fertility of *Fusarium sacchari* from wild rice (*Oryza australiensis*) in Northern Australia and pathogenicity tests with wild rice, rice, sorghum and maize. *European Journal of Plant Pathology* 136: 773-788.
- Ploetz, R.C., 2006. *Fusarium* induced diseases of tropical, perennial crops. *Phytopathology* 96: 648-652.
- Rai, R.P., 1979. *Fusarium equiseti* (Corda) Sacc. causing dry rot of potato tuber, new report. *Current Science* 48: 1043-1045.
- Romero, C.S., 1993. Hongos fitopatógenos. Universidad Autónoma Chapingo, Texcoco.
- Salgado-García, S., L.C. Lagunes-Espinoza, R. Núñez-Escobar, C.F. Ortiz-García, L. Bucio-Alanís, E.M. Aranda-Ibañez, 2013. Caña de azúcar. Producción sustentable. Colegio de Postgraduados, Texcoco.
- Sampietro, D.A., P. Marín, J. Iglesias, D.A. Presello, M.A. Vattuone, C.A.N. Catalán, M.T. González, 2010. A molecular base strategy for rapid diagnosis of toxigenic *Fusarium* species associated with cereal grains from Argentina. *Fungal Biology* 114: 74-81.
- Sapumohotti, W.P., 2004. Existence of *Fusarium nygamai* in the southern region of Sri Lanka and a key for their characterization. *Tropical Agricultural Research and Extension* 7: 150-154.
- Savario, C.F., J.W. Hoy, 2011. Microbial communities in sugarcane field soils with and without a sugarcane cropping. *Plant and Soil* 341: 63-73.
- Schreuder, W., S.C. Lamprecht, 1995. Pathogenicity of three *Fusarium* species associated with asparagus decline in South Africa. *Plant Disease* 79: 177-181.
- Sivanesan, A., J.M. Waller, 1986. Sugarcane diseases. CAB International, Slough.
- SIAP. 2013. Sistema de Información Agroalimentaria y Pesquera. SAGARPA, México.
- Siti-Nordahlwate, M.S., M.Z. Nur-Ain-Izatti, A.R. Azmi, B. Salleh, 2008. Distribution, morphological characterization and pathogenicity of *Fusarium sacchari* associated with pokkah boeng disease of sugarcane in Peninsular Malaysia. *Journal of Tropical Agriculture and Food Science* 31: 279-286.
- Summerell, B.A., J.F. Leslie, E.C.Y. Liew, M.H. Laurence, S. Bullock, T. Petrovic, A.R. Bentley, C.G. Howard, S.A. Peterson, J.L. Walsh, L.W. Burgess, 2011. *Fusarium* species associated with plants in Australia. *Fungal Diversity* 46: 1-27.
- Sunder, S.S., 1998. Vegetative compatibility, biosynthesis of GA3 and virulence of *Fusarium moniliforme* isolates from bakanae disease of rice. *Plant Pathology* 47: 767-772.
- Vásquez-López, A., E. Hernández-Castro, J.A. Mora-Aguilera, C. Nava-Díaz, F. Sánchez-García, 2012. Etiología y epidemiología de la necrosis de flores y frutos juveniles del papayo (*Carica papaya* L.) en Guerrero, México. *Agrociencia* 46: 757-767.
- Viswanathan, R., M. Poonthai, P. Malathi, 2011. Pathogenic and molecular confirmation of *Fusarium sacchari* causing wilt sugarcane. *Sugar Tech* 13: 68-76.
- Wong, J.Y., P. Jeffries, 2006. Diversity of pathogenic *Fusarium* populations associated with asparagus roots in decline soils in Spain and the UK. *Plant Pathology* 55: 331-342.
- Wulff, E.G., J.L. Sorensen, M. Lubeck, K.F. Nielsen, U. Thrane, J. Torp, 2010. *Fusarium* spp. associated with rice bakanae: ecology, genetic diversity, pathogenicity and toxigenicity. *Environmental Microbiology* 12: 649-657.