

FITOPATOLOGÍA COLOMBIANA

ISSN 0120-0143

VOLUMEN 36

NÚMERO 2

DICIEMBRE DE 2012



JUNTA DIRECTIVA ASCOLFI 2011-2013

Principales	Suplentes
Presidencia Mónica Betancourt V.	Bertha Lucia Castro
Vicepresidencia Cristian Olaya	Benjamín Pineda L.
Secretaría Nancy Arciniegas	Gustavo Adolfo Prado
Tesorería Diego Fernando Chávez	Rodrigo O. Campo A.
Vocales Omar Guerrero G.	Cristian Noreña
Revisoría Fiscal José Albeiro Arias	

Representantes Internacionales

Francisco J. Morales Fernando Correa V.
Gabriel Cadena

Revista

“FITOPATOLOGÍA COLOMBIANA”

ÓRGANO DE DIFUSIÓN DE LA ASOCIACIÓN COLOMBIANA DE FITOPATOLOGÍA Y CIENCIAS AFINES- ASCOLFI

ISSN 01120-0143

Licencia de Min. Gobierno No 001808, Cali, Apartado Aéreo 5004, Nit. : 891 -301.725-6

Sociedad sin ánimo de lucro, Personería Jurídica 1097 de abril 1° de 1977

Editor

Benjamín Pineda L, Ing. Agr. M Sc.
b.pinedalopez@gmail.com

COMITÉ EDITORIAL

Benjamín Pineda López Ing .Agr. – M Sc Fitopatología
Elizabeth Álvarez C. Ing. Agr. – Ph D Fitopatología
Francisco J. Morales G. Ing. Agr. – Ph D Virología
Jorge I. Victoria K. Ing. Agr. – Ph D Bacteriología
Rodrigo O. Campo A. Ing. Agr. – Ph D Fitopatología

Representante de publicidad

Gabriel Robayo V., Ing Agr, M.Art

Contacto Revista: Oficina Ascolfi, Km 1 Vía al Penal Granja Corpoica C.I. Palmira, cel. +57- 3164303079

Palmira - Valle del Cauca - Colombia

Apartado Aéreo 5004- Cali- Valle del Cauca -Colombia

Correos electrónicos: ascolfi.colombia@gmail.com

contacto@ascolficolombia.org

Página web: <http://www.ascolfi.org/>

Suscripciones y Canje: publicaciones@ascolficolombia.org
ascolfi.colombia@gmail.com

Diseño y Diagramación: Benjamín Pineda L

Impresión: COMPUIMAGEN, Tel 2716528

Fecha de impresión: Mayo 2013

Tiraje 300 ejemplares

Publicación Indexada por COLCIENCIAS en la Categoría “B” del Índice Nacional de Publicaciones Seriadadas Científicas y Tecnológicas de Colombia (Publindex). Referenciada internacionalmente por el Índice Latinoamericano de Publicaciones Científicas y Tecnológicas (Latindex).

CONTENIDO

Editorial i

Validación y comparación de dos escalas diagramáticas para la medición del tizón tardío del apio (*Apium graveolens* L. var. dulce).
Fredy Ortiz, Dilcia Ulacio, Dorian Rodríguez y Lilia Urdaneta. 37

Evaluación de la reacción de *Solanum quitoense* Lam. Al complejo *Meloidogyne* sp. y *Fusarium oxysporum* f. sp. *quitoense* .
Luis Gerardo Bolaños, Jesús Hernando López, Claudia Salazar G., Carlos Betancourth G. y Tulio Cesar Lagos B. 41

Evaluación de cepas nativas de *Trichoderma* spp., en el control de la *Sigatoka* negra en plátano hartón.
Elkin Yabid Agamez R., Rodrigo Campo A. y José Luis Barrera V. 47

Uso del fosfito de potasio para el manejo de *Peronospora sparsa* en *Rosa* spp.
Edgar Andrés Chavarro C., Rómulo García V., Justino Gerardo González D., Luis Eduardo González C. y Longinos de Jesús Jiménez Á. 53

Efecto de la solarización para el control de (*Ralstonia solanacearum*) causante de la marchitez del tomate.
Juan Felipe Rivera H. y Marlyn S. Arango P. 57

Pudrición blanca de raíz en *Rosa* sp. causada por *Rosellinia necatrix* Prill. y su sensibilidad a fungicidas. Rómulo García V., Grisel Domínguez A, Justino Gerardo González D. y Tirzo Castañeda M. 61

Fitopatología Colombiana, normas para la elaboración de artículos..... 68

PUDRICIÓN BLANCA DE RAÍCES EN ROSA (*Rosa* sp.) CAUSADA POR *Rosellinia necatrix* Prill. Y SU SENSIBILIDAD A FUNGICIDAS

Rómulo García-Velasco, Grisel Domínguez-Arizmendi,
Justino Gerardo González-Díaz y Tirzo Castañeda-Martínez

Centro Universitario Tenancingo, Universidad Autónoma del Estado de México. Km. 1.5 Carr.
Tenancingo-Villa Guerrero, Tenancingo, Estado de México
Correo electrónico de contacto: rgarciave@uaemex.mx

*Revisión bibliográfica, recibida para publicación el 10/10/2012; aceptada el 12/12/2012

RESUMEN

En la zona sur del Estado de México, México, se siembran actualmente alrededor de 600 hectáreas de rosa para flor de corte, el incremento constante en superficie es evidente. Sin embargo, estas plantaciones se realizan en suelos donde estuvieron establecidas huertas de aguacate; en años recientes se ha presentado de manera acentuada la muerte de plantas de rosa, como consecuencia hay un impacto económico por la pérdida progresiva de plantas en producción, estudios de la etiología de la enfermedad indican que *Rosellinia necatrix* Prill. es el agente causal de la enfermedad. El objetivo de este trabajo fue integrar información disponible sobre la biología y patogenicidad del hongo en el patosistema *Rosa* sp. - *Rosellinia necatrix*, y la sensibilidad de este patógeno a los fungicidas utilizados por los productores para su manejo en el cultivo.

Palabras clave: *Dematophora necatrix*, Ornamentales, Fungicidas

SUMMARY

In the southern of the State of Mexico, Mexico, there are currently planted about 600 hectares of rose for court flower, the constant increase in surface is evident. However, these plantations are carried out in soils where avocado orchards were established, in recent years it has been presented in an increasing of rose death plants as a consequence there is an economic impact by progressive losses of plants in production. Etiologic studies of the disease suggest that *Rosellinia necatrix* Prill. is the causal agent. The objective of this work was to integrate information available on the biology and pathogenicity of the fungus in the pathosystem *Rosa* sp. - *Rosellinia necatrix*, and the sensitivity of this pathogen to fungicides used by farmers for floriculture management.

Keywords: *Dematophora necatrix*, Ornamental, Fungicides

INTRODUCCIÓN

En los últimos años, en México, la superficie dedicada al cultivo de *Rosa* sp. bajo invernadero se ha incrementado considerablemente, de 485,2 ha en 2006 a 687,81 ha en 2008, de las cuales en este último año, 585 ha. se registraron en el Estado de México, distribuidas en los municipios de Villa Guerrero, Tenancingo y Coatepec Harinas con 380, 170, 35 ha, respectivamente (SIAP, 2010).

El cultivo de rosas es afectado por una serie de enfermedades que atacan tanto la parte aérea como la parte radical de las plantas; sin embargo, la manifestación de infecciones radicales también se presenta en la parte aérea, por lo que se debe realizar una identificación precisa con la finalidad de evitar confusiones en el diagnóstico. Dentro de las enfermedades fungosas que afectan la parte radical se reportan: *Verticillium albo-atrum* Reinke & Bert., *Cylindrocarpon destructans* (Zinssm) Scholten, *Cylindrocladium scoparium* Morg., *Gnomonia radicola* Noordel, Kesteren & Veenb.- Rijks., *Phytophthora* sp. De Bary., *Pythium* sp. Pringsheim (Pizano de Márquez, 2003) y *Rosellinia necatrix* Prill. (García *et al.*, 2010; Domínguez, 2008).

En décadas pasadas gran parte de las zonas en las que actualmente se cultiva rosa bajo invernadero, en la región florícola del Sur del Estado de México, se encontraban establecidos huertos de aguacate (CESA

VEM, 2010; Nieto, 2006; Vargas, 2006), siendo este cultivo uno de los principales hospedantes de *Rosellinia necatrix* (Bernal y Díaz, 2008; Torrell, 2004; Pérez-Jiménez *et al.*, 2003a; López-Herrera *et al.*, 1999ab).

R. necatrix tiene la capacidad de sobrevivir como micelio por periodos considerablemente largos, aunque esto no es claro debido a que en condiciones de laboratorio el patógeno sobrevivió por 18 meses sobre ramas de peral y este murió cuando el contenido de celulosa decreció al 50 % del original. En un estudio similar sobre ramas de manzano se obtuvieron resultados contrastantes en donde el hongo sobrevivió durante ocho años. Estudios más recientes señalan que *R. necatrix* en raíces de níspero japonés (*Eriobotrya japonica* Lindl.) puede sobrevivir entre cuatro meses y tres años, siendo el mayor periodo de sobrevivencia cuanto este se encuentra dentro del suelo y no expuesto al ambiente. También se menciona que los microesclerocios juegan papel importante en la sobrevivencia del hongo aunque en menor grado ya que se debilitan en aproximadamente un mes (Scheina *et al.*, 2008); no obstante, este puede ser tiempo suficiente para la dispersión del patógeno en suelo o residuos de raíces, por lo que se atribuye el hecho que se encuentre afectando a los cultivos de rosal.

Dentro de las estrategias que frecuentemente adoptan los productores en el manejo de *R. necatrix*, se destaca la utilización de fungicidas, principalmente quintozeno, be-

nomilo, fluazinam y tiofanato metílico; sin embargo, el manejo de la enfermedad se dificulta, primeramente, debido a que los síntomas en la parte aérea se manifiestan cuando la enfermedad se encuentra en estado avanzado y las raíces se encuentran destruidas a causa de la pudrición que ocasiona y en, segundo lugar, la frecuente y creciente pérdida de sensibilidad a fungicidas, generada por el uso indiscriminado de estos productos; por lo que, es de suma importancia el monitoreo constante de la enfermedad en campo, teniendo especial atención en la parte radical de la planta, con la finalidad de prevenir daños mayores (Domínguez, 2008).

Rosellinia necatrix Prill: UBICACIÓN TAXONÓMICA Y BIOLOGÍA

Clasificación taxonómica

Dominio: Eucarionte
Reino: Hongos
Phylum: Ascomycota
Clase: Pyrenomycetes
Orden: Xylariales
Familia: Xylariaceae
Género: *Rosellinia*
Especie: *Rosellinia necatrix* Prill.
(Kendrick, 2000; Ten Hoopen y Krauss, 2006; Roger *et al.*, 2008).

Biología

El género *Rosellinia* se encuentra conformado aproximadamente por 100 especies de distribución mundial, siendo *R. arcuata* Petch, *R. bunodes* Berk. & Br. y *R. necatrix* Prill., las de mayor importancia económica (Mehrotra y Aneja, 1990); de las cuales *R. necatrix* es la especie más representativa (Romero-C, 1993), distribuyéndose en Europa, Oeste de Asia y Medio Oriente, centro y sur de África, norte, centro y sur de América, India, Australia y Nueva Zelanda (Booth y Holliday, 1972; Sivanesan y Holliday, 1972).

En la naturaleza se encuentra tanto en estado sexual (*Rosellinia necatrix*), como asexual (*Dematophora necatrix* Harting). La enfermedad se presenta en zonas de clima templado y frío, en lugares con alto contenido de materia orgánica y en donde se han sembrado cultivos susceptibles al patógeno (Bernal y Díaz, 2008; Tamayo, 2007), es susceptible a temperaturas elevadas, razón por la cual es más severo en lugares frescos; prolifera mejor en suelos desmoronados y húmedos (Pérez-J, 2006).

Su dispersión a largas distancias ocurre principalmente por material propagativo infectado, el cual frecuentemente es asintomático durante las fases tempranas del proceso de infección; además, desechos de plantas infectadas (madera muerta de raíces y corona) pueden ser distribuidas por prácticas culturales, sistemas de riego o ríos, particularmente este patógeno se distribuye fácilmente en suelos sueltos caracterizados por alto contenido de arena y bajo contenido de agua (Sचना *et al.*, 2008; Pérez-J, 2006). Las esporas sexuales y asexuales no tienen importancia en la conservación y diseminación del patógeno (Sचना *et al.*, 2008).

Todo sugiere que la diseminación de la enfermedad en el cultivo de rosal, se debe al entrecruzamiento de las raíces de una planta a otra ya que la distancia de las plantas en las camas de cultivo es de 12 a 18 cm (Domínguez, 2008). Como lo menciona Sचना *et al.* (2008), la difusión de este patógeno en el suelo puede ocurrir a través del contacto directo entre raíces de las plantas hospedantes o la difusión por el crecimiento de cordones miceliales en cavidades del suelo de plantas enfermas a sanas.

Las condiciones de temperatura, pH y humedad del suelo para su crecimiento y desarrollo en campo van de 22,5 y 25,5°C siendo la óptima de 24-25°C y detiene su crecimiento a temperaturas menores de 10°C; en cuanto a pH del suelo de 5 a 8 tiene un buen crecimiento, aunque sigue creciendo a pH de 4 y 9 reportándose el óptimo de 6,2; respecto a la humedad de suelo se reporta de 75-100% como la óptima; sin embargo, también se menciona que en suelo a capacidad de campo el hongo tiene su mejor crecimiento, en suelo saturado su crecimiento no es significativo y detiene totalmente su cre-

cimiento al punto de marchitez (Sचना *et al.*, 2008; Torrell, 2004; Freeman *et al.*, 1992).

Bajo condiciones de laboratorio la temperatura óptima de crecimiento es de 25°C en obscuridad, deteniéndose también a 35°C (Ruano-R *et al.*, 2003); en cuanto a pH en medio de cultivo se menciona que el óptimo es de 5,4 (Realpe *et al.*, 2006), aunque Smith y colaboradores (1992), mencionan que el micelio se desarrolla de igual manera a pH de 7,0 que a 5,0.

Características morfológicas de *Rosellinia necatrix*

Fase sexual. Las estructuras de reproducción sexual del patógeno presentan, según Pérez-J y colaboradores (2003b), las siguientes características:

- **Estromas** formados sobre un subcultivo café obscuro, los cuales pueden ser solitarios o agregados, negros, esféricos o semiglobosos, presentan un pie cónico cuya función es el anclaje al tejido del hospedante y en la parte superior presenta un ostiolo papilado bien diferenciado. Su diámetro es de $1,64 \pm 0,18$ (1,48-1,88) mm y su altura $2,19 \pm 0,11$ (2,08-2,38) mm, se encuentra formado por dos capas: la cubierta externa (ectostroma) es rígida y negra, de $0,16 \pm 0,04$ (0,09-0,24) mm de grosor; y la capa interna (endostroma) color crema, que adquiere un aspecto pulverulento en la madurez y sirve para conectar el peritecio al estroma.

- El **peritecio** es fácilmente removido del estroma, su diámetro promedio es de $1,32 \pm 0,29$ (0,89-1,78) mm, y su altura promedio de $1,45 \pm 0,11$ (1,39-1,58) mm. Los peritecios inmaduros son suaves, esféricos, de aspecto gelatinoso y color miel, al llegar a la madurez se tornan café obscuro y de aspecto seco. Presentan tres capas bien diferenciadas: la externa de $32,9 \pm 8,1$ (24,8-46,5) μ m de grosor; la capa intermedia de $103,3 \pm 32,0$ (62,0-155,0) μ m; y la interna de $32,7 \pm 10,2$ (18,6-46,5) μ m.

- Las **ascas** tienen una longitud de $200,3 \pm 25,7$ (155,0-232,5) μ m y el ancho de $8,7 \pm 1,2$ (6,9-10,1) μ m; su extremo se tiñe de azul con iodo, estas últimas son subcilíndricas y presentan una abertura longitudinal. Las ascas presentan parafisos localizados entre ellas de $2,3 \pm 0,59$ (1,5-3,1) μ m de largo.

- Las **ascosporas**, en número de ocho, son elipsoidales, cimbiformes, de $36,9 \pm 3,3$ (31,0-49,5) μ m de largo y $7,4 \pm 1,2$ (5,4-10,1) μ m de ancho. Inicialmente son hialinas y se tornan café obscuro con la madurez, siendo en esta etapa cuando son expulsadas del peritecio, en una masa mucilagínosa, a través del poro localizado en el extremo del peritecio.

Fase asexual. Es del tipo *Dematophora* (Pérez-J *et al.*, 2003b), se encuentra constituida por sinemas color marrón, proyectándo-

se como columnas rígidas. En el cultivo de rosal se encontraron sinemas en raíces necrosadas, después de 5 meses mantenidas en cámara húmeda, su tamaño fue de 0,8-1,7 mm de alto, cerca del ápice, los conidióforos se ramifican dicotómicamente y se separan formando un capítulo color marrón pálido; conidios solitarios, unicelulares, elipsoidales a ovoides, hialinos a color marrón pálido de 4-6 μ m de largo por 2-3 μ m de ancho (Figura 1b, c). Carrillo (1987), reporta estas características en sinemas encontrados en raíces de manzano, cuyo tamaño difiere de 1,5 a 2,0 mm de alto y conidios de 3-4,5 μ m de largo por 2-2,5 μ m de ancho.

Dematophora necatrix Harting, se caracteriza por desarrollar micelio blanco algodonoso con hinchamientos piriformes (micelio raquetoides) justo antes de la septa, el micelio conforma los cordones miceliales, estos inicialmente son de color blanco y a medida que maduran se tornan gris a negro, donde los hinchamientos piriformes son más evidentes (Figura 1a).

El tamaño de las hifas difiere de las que se encuentran en raíces enfermas y de las crecidas *in vitro* en medio de cultivo V8, los hinchamientos raquetoides en promedio miden 8,7 μ m de largo por 5,2 μ m de ancho y la hifa que se encuentra antes de la septa de 4,1 μ m de largo y 2,6 μ m de ancho, respectivamente (Domínguez, 2008; García *et al.*, 2012).

En medio de cultivo V8 el hongo crece adherido al sustrato, seguido por anillos concéntricos de micelio negro, en el que se forman microesclerocios sobre o inmersos al sustrato al fondo de la caja Petri (Figura 2) (García *et al.*, 2012). Watanabe (1992), reporta que el crecimiento micelial del hongo, en medio de cultivo PDA, inicialmente es color blanco, volviéndose parcialmente pigmentado con el tiempo, hifas hialinas o pigmentadas menores de cinco μ m de ancho, e hinchamientos piriformes de 7,5-10 μ m.

CULTIVOS ATACADOS POR *Rosellinia necatrix*

Las especies del género *Rosellinia* son parásitos facultativos, catalogados como patógenos oportunistas del suelo con un amplio rango de hospedantes (García *et al.*, 2005).

Rosellinia necatrix ataca a alrededor de 170 especies en 63 géneros y 30 familias de plantas y algas (Sचना *et al.*, 2008; Ogawa, 1999; Khan, 1959).

En Europa se encontró por primera vez en 1880 y en Estados Unidos en 1929; en México se reportó en 1978, atacando a manzano y peral en los estados de Puebla e Hidalgo (Romero-C, 1993; Carrillo, 1987).

Ataca un gran número de especies leñosas y semileñosas, aunque también se encuentra en bulbos y rizomas (Pérez-J, 2006). Afecta principalmente árboles frutales, forestales, arbustos, cultivos de campo, malezas,

ornamentales y plantas de vivero (Schena *et al.*, 2008; Streets, 1979; Raabe y Zentmeyer, 1955), dentro de los que se encuentran duraznero, ciruelo, manzano, mango, macadamia, peral, olivo, álamo, ciprés, almendro, algodón, remolacha, haba, alfalfa, tubérculos de papa y malezas como *Prosopis farcta* y *Amaranthus gracilis* (Schena *et al.*, 2008), *Cyperus rotundus* (Duan *et al.*, 1990), aguacate (Bernal y Díaz, 2008; Torrell, 2004; López-H *et al.*, 1999ab), chufa (*Cyperus esculentus* L.) (García *et al.*, 1998), rosál (García *et al.*, 2010; Domínguez, 2008), serissa japonesa (*Serissa japonica* (Thunb.) Thunb.) una ornamental popular en Taiwán (Hsiao *et al.*, 2007), camelias (*Camellia japonica* L.) en el noroeste de España (Mansilla *et al.*, 2002). Sin embargo, constantemente se están registrando nuevos hospedantes (<http://nt.ars-grin.gov/fungal/databases/>).

La gravedad de la enfermedad ocasionada por el patógeno se refleja en la disminución de productividad de las plantas infectadas y la elevada mortalidad que ocasiona. De acuerdo con Miller (1975), la mayoría de los patógenos habitantes del suelo causan aproximadamente el mismo porcentaje de daño una temporada tras otra. Bautista y Magdiel (2000) reportan que, en El Salvador, el promedio anual de mortalidad ocasionada por *Rosellinia* sp. en plantas de café alcanzó el 14,93%, afectando seriamente la productividad.

Recientemente, se determinó que *R. necatrix* es el agente causante de la pudrición blanca de raíces en rosa, en la zona florícola del sur del Estado de México, abarcando los municipios de Tenancingo, Villa Guerrero y Coatepec Harinas (García-V *et al.*, 2012). Pruebas de patogenicidad en plantas de rosa de cinco meses de edad cultivar Royal baccara, injertada sobre el patrón Manetti bajo invernadero, mostraron su elevada agresividad, los primeros síntomas se presentaron a partir del día 30 después de la inoculación y muerte de plantas en el día 37; al día 45 el porcentaje de mortalidad fue de 83,3% y el 16,7% de plantas restantes sólo presentaron síntomas en la parte aérea y/o radical (Figura 3) (García *et al.*, 2010).

Es importante resaltar que el impacto económico producido por este patógeno en el cultivo de rosa representa la disminución progresiva del número de plantas productivas, costos directos de manejo y eliminación de plantas enfermas, además del costo de no poderse cultivar rosa en los suelos contaminados por este patógeno.

SINTOMATOLOGÍA DE LA ENFERMEDAD

En campo la enfermedad se presenta en manchones avanzando en línea recta en las camas de cultivo (Figura 4). Las plantas atacadas pueden no presentar síntomas en la parte aérea, la sintomatología depende de la

edad de la planta y severidad de la enfermedad. Sin embargo, la presencia del patógeno en las plantas implica disminución en su crecimiento, así como detrimento significativo en productividad. En general, se diferencian dos tipos de síntomas; en el primer caso la planta se marchita y muere en poco tiempo; en el segundo caso, conforme avanza la enfermedad las plantas presentan follaje pequeño y escaso, el cual se vuelve clorótico y se marchita, hasta llegar a la muerte de las plantas atacadas; sin embargo, estas conservan sus hojas por algún tiempo, mostrando un color anaranjado brillante el cual es característico (Figura 5); es común encontrar plantas con algunos tallos muertos y otros, en apariencia, en buen estado.

En la parte subterránea se observan sobre la corteza de las raíces los cordones miceliales que las rodean, estos son de color blanco y conforme maduran se tornan gris oscuro a negro; además las raíces se vuelven blandas (quebradizas) a causa de la pudrición ocasionada por el hongo por lo que es fácil desprenderlas del suelo (Figura 6) (García *et al.*, 2012; García *et al.*, 2010; Domínguez, 2008).

Los tejidos del hospedante se encuentran invadidos por micelio que se ramifica abundantemente en el parénquima cortical (Figura 7).

Los cordones miceliales están formados por hifas, lo que permite identificar fácilmente al micelio. Con la humedad, los cordones miceliales se ramifican en la superficie o en el interior de la corteza y se extienden hasta el líber, donde provocan gelificación de las membranas.

El micelio se mueve principalmente por medio del floema y cambium; sobre la superficie de las raíces se forman hifas de micelio del hongo de color blanco algodonoso que conforme maduran se vuelven gris oscuro; las raíces se tornan negras, la corteza se vuelve frágil y agrietada. En la superficie, partiendo de filamentos internos, el hongo se aglomera en forma de cuerpos compactos que pueden ser considerados esclerocios, los cuales se localizan en las grietas de la corteza (Schena *et al.*, 2008).

Cuando la planta ha muerto, en las raíces se distinguen sinemas, que consisten en agrupaciones de conidios, con apariencia de cerdas tiesas de color café oscuro, terminado por una borla irregular con terminaciones finas color blanco.

CONTROL QUÍMICO DE LA ENFERMEDAD

El control de la pudrición blanca de las raíces, en general es difícil, ya que es un hongo subterráneo y los síntomas aparecen normalmente cuando el micelio está muy desarrollado sobre las raíces parcialmente destruidas (Schena *et al.*, 2008).

El control químico de *Rosellinia* spp., se basa en aplicaciones preventivas o en cuanto

aparecen los primeros síntomas de la enfermedad (Tamayo, 2007). Se recomienda la desinfección del suelo antes de la siembra (Smith *et al.*, 1992), sin embargo, estos tratamientos no dan buenos resultados (Ten Hoopen y Krauss, 2006. García *et al.*, 2005). Según Schena y colaboradores (2008), el bromuro de metilo aplicado bajo cubierta ha demostrado tener resultados insatisfactorios en el control de *Rosellinia* spp.; mientras que Smith *et al.* (1992), señala que la desinfección de suelo tiene buenos resultados, citando como ejemplos a Japón con la aplicación de cloropicrina, India con vapam y formalina y Francia con bromuro de metilo.

Según la experiencia de los productores de la región florícola del sur del Estado de México, es un problema difícil de manejar una vez que se ha establecido en el suelo, aún cuando se hacen aplicaciones de bromuro de metilo, a pesar de ser un producto prohibido.

En México, los fungicidas químicos más utilizados en el control de *Rosellinia* spp., son el pentaclorotribenceno (PCNB), fluazinam, benomil y tiofanato metílico, mediante aplicaciones al suelo. Cada uno de estos ingredientes activos actúa de diferente manera sobre el hongo (Mendoza, 2002).

- PCNB: Fungicida de contacto, pertenece al grupo de los hidrocarburos aromáticos o derivados del benceno. Su aplicación es al suelo, los modos de acción son: síntesis anormal de las paredes celulares y efectos mutagénicos, inhibición de la respiración y destrucción mitocondrial. Es efectivo para hongos que tienen quitina en sus paredes celulares (Mendoza, 2002).
- Fluazinam: Fungicida de contacto, se encuentra en el grupo de las amidas. Actúa inhibiendo la respiración al afectar la fosforilación oxidativa (Mendoza, 2002), por lo que disminuye la producción de energía, esto se debe a que su sitio de acción se encuentra en el citoplasma y en la mitocondria (Sijpesteijn, 1977).
- Benomil y Tiofanato metílico: Fungicidas sistémicos ubicados en el grupo de los benzimidazoles, ambos se convierten en carbendazim, por lo que tienen la misma forma de acción, interfieren en la síntesis de los ácidos nucleicos y en la división celular (Sijpesteijn, 1977), pueden penetrar al hospedante para inhibir post-infecciones o bien pueden moverse por el apoplasto hacia las partes de la planta no tratadas para proporcionar efectos preventivos o curativos (Mendoza, 2002).

RESISTENCIA A FUNGICIDAS

La resistencia es la capacidad adquirida de un microorganismo para crecer en presencia de un compuesto al que era sensible, puede surgir como consecuencia de cambios genéticos en la célula del hongo (Madigan *et al.*, 2004; Dekker, 1977). Las mutaciones para resistencia a un fungicida pueden ocurrir



Figura 1. Características morfológicas de *Dematophora necatrix*. **a.** Micelio con hinchamiento piriforme justo antes de la septa; **b.** Sinema; **c.** ápice del sinema ramificado dicotómicamente con conidios.

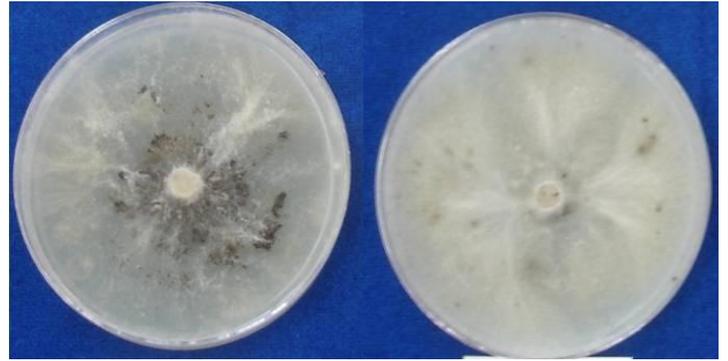


Figura 2. Crecimiento de *Dematophora necatrix* en medio de cultivo V8 formando microsclerocios.

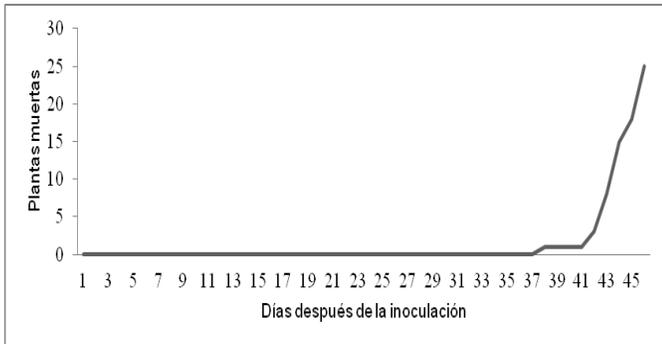


Figura 3. Número de plantas muertas de *Rosa* sp. cv. Royal baccara, injertada sobre patrón Manetti, inoculadas con *R. necatrix*, a través del tiempo.



Figura 4. Vista de camas del invernadero en donde crecieron plantas de rosa que murieron como consecuencia del ataque de la pudrición blanca de raíces (*Rosellinia necatrix*).



Figura 5. Síntomas iniciales y avanzados de la enfermedad con sus características típicas. Nótese la presencia de plantas secas.



Figura 7. Plantas de rosa variedad Royal baccara sobre patrón Manetti. A la izquierda raíces sanas, a la derecha raíces afectadas por *R. necatrix*.



Figura 6. Cordones miceliales de *Rosellinia necatrix*, color blanco, sobre raíces de rosa patrón Manetti.

espontáneamente, la mayoría de los mutantes desaparecen de la población, a menos que los factores de su entorno le favorezcan, esto puede ocurrir cuando algún fungicida ejerce alguna acción selectiva entre el mutante y la población (Dekker, 1977).

Los primeros casos de resistencia a fungicidas se reportaron en 1960 en cepas de *Penicillium* resistentes al difenilo, cepas de *Tilletia* al hexaclorobenceno y cepas de *Rizoctonia* a PCNB. Con el paso del tiempo se han desarrollado cepas resistentes de *Colletotrichum*, *Botrytis*, *Cercospora*, *Verticillium*, *Sphaerotheca*, *Aspergillus*, *Ustilago*, entre otros (Agrios, 2005).

Con la introducción de los fungicidas sistémicos, los casos de resistencia se incrementaron considerablemente, siendo relativamente corto el tiempo entre la introducción del producto comercial y la aparición de resistencia, algunas veces hasta 2 años después de su introducción (Brent y Hollomon, 2007); esto se debe a que los fungicidas sistémicos sólo afectan a uno o dos eventos del proceso metabólico genéticamente controlado por el hongo; por lo que el resultado es el surgimiento de poblaciones resistentes, ya sea por selección de individuos resistentes o por mutación (Agrios, 2005).

En los últimos años se han realizado gran número de estudios para determinar el grado de resistencia que han desarrollado algunos hongos de interés agrícola, debido que en este contexto no solo son importantes los daños que causan a los cultivos por las enfermedades, sino también porque al aplicar dosis más altas de las recomendadas, se ocasionan daños severos al ambiente con el consecuente daño a la salud humana, además de que el productor tiene mayores costos de producción sin conseguir resultados satisfactorios en el control de la enfermedad que daña a su cultivo.

Evaluación de fungicidas

Estudios de sensibilidad *in vitro* a fungicidas de *R. necatrix*, en los municipios de Tenancingo, Villa Guerrero y Coatepec Harinas, muestran que el comportamiento del patógeno depende del sitio de colecta, aún cuando se trate de invernaderos cercanos, esto posiblemente se debe a que las técnicas de control del patógeno, y de manejo del cultivo difieren en gran medida.

En México, las dosis recomendadas de manera comercial de quintozeno, benomil, fluazinam y tiofanato metílico son 0,75 g i.a. L⁻¹, 0,30 g i. a. L⁻¹, 0,20 mL i. a. L⁻¹ y 0,42 g i. a. L⁻¹, respectivamente.

Los fungicidas, a las dosis indicadas, se evaluaron en nueve aislamientos; cuatro aislamientos procedentes de Tenancingo, cuatro de Villa Guerrero y uno de Coatepec Harinas; se encontró que los nueve aislamientos fueron sensibles a benomil, fluazinam y tiofanato metílico; excepto el aisla-

miento de Coatepec Harinas, el cual no fue sensible a fluazinam (Figuras 8-11). Por otro lado, con el fungicida quintozeno todos los aislamientos, excepto uno de Tenancingo, no presentaron sensibilidad (Domínguez, 2008; García *et al.*, 2012). En el caso de los aislamientos sensibles, los productos presentaron un efecto fungicida como tal, ya que al transferirlos a medio de cultivo libre de fungicida no reactivaron su crecimiento.

Estudios similares realizados en España evaluaron los efectos *in vitro* de los ingredientes activos benomil, carbendazim, fluazinam y tiofanato metílico sobre *R. necatrix* proveniente de raíces de aguacate, encontrando que a dosis mayores o iguales a 0,5 g L⁻¹ los fungicidas inhiben por completo el crecimiento del hongo, mientras que a dosis de 0,1 g L⁻¹ los fungicidas son menos efectivos (López-H y Zea-B, 2007).

CONCLUSIONES

El registro de nuevas especies vegetales dañadas por *Rosellinia necatrix* van en aumento año tras año, lo que sugiere que este patógeno va ampliando su rango de hospedantes. Este es el primer reporte de *Rosellinia necatrix* atacando al cultivo de rosal en México, como consecuencia de establecer las plantaciones donde anteriormente estuvieron plantadas huertas de aguacate, principal hospedante de este patógeno. Los resultados de sensibilidad *in vitro* de los cuatro fungicidas utilizados por los productores en el cultivo de rosa para su manejo indicaron que benomil, fluazinam y tiofanato metílico pueden ser una opción para su manejo.

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Agrios, G. N. 2005. Fitopatología. Segunda edición. Editorial Limusa. México. 826 p.

Bautista, P. F. y Magdiel, S. M. 2000. Evaluación de daños económicos causados por *Rosellinia* sp. en un área afectada por el patógeno. pp 459-464. In: XIX Simposio Latinoamericano de Caficultura. San José, Costa Rica.

Bernal, E. J. A. y Díaz, D. C. A. 2008. Tecnología para el cultivo del aguacate. Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria, CORPOICA, Centro de Investigación La Selva, Rionegro, Antioquia, Colombia. Manual Técnico 5. 241 p.

Booth, C. y Holliday, P. 1972. *Rosellinia pepo*. Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria. Commonwealth Mycological Institute. Kew, Surrey, England, No. 354, 2 p.

Brent, K. J. y Hollomon, D. W. 2007. Fungicide resistance in crop pathogens: How can it be managed?, 2nd edition. Fungicide Resistance Action Committee. Brussels, Belgium. 56 p.

Carrillo, F. C. 1987. Identificación y estudio

de algunas características fisiológicas del hongo causante de la pudrición blanca de la raíz del manzano en Zacatlan Puebla. Tesis de Maestría Especialista en Fitopatología. Colegio de Postgraduados. Chapingo, México. 71 p.

CESAVEM (Comité Estatal de Sanidad Vegetal del Estado de México). 2010. Manejo fitosanitario del aguacate [en línea]. [citado 18 junio 2010]. Disponible en: <http://www.cesavem.org/index.php?accion=aguacate>

Dekker, J. 1977. Resistance. pp. 176-197. In: Marsh, R. W. (ed). Systemic fungicides. Second edition. Longman Group Limited. London. 401 p.

Dominguez, A. G. 2008. *Rosellinia necatrix* Prill. asociado a la pudrición blanca de raíz en *Rosa* sp. y su evaluación a sensibilidad de fungicidas en la zona de Villa Guerrero, Estado de México. Tesis de Licenciatura. Universidad Autónoma del Estado de México. Centro Universitario UAEM Tenancingo. Tenancingo, Estado de México, México. 83 p.

Duan, C. H., Tsai, W. H. y Tu, C. C. 1990. Dissemination of white root rot disease of loquat and its control. Journal of Agricultural Research of China 39(1): 47-54.

Freeman, S. y Szejnberg, A. 1992. *Rosellinia*. pp. 71-73. In: Singleton, L. Mihail, D. y Rush, M. (eds). Methods for Research on Soilborne Phytopathogenic Fungi. APS PRESS. St. Paul Minnesota. 259 p.

García, C. J., George, A., Argyle, T., Hoopen, M. y Krauss, U. 2005. ¿Existe la tolerancia genética del cacao (*Theobroma cacao*) a *Rosellinia bunodes* y *Rosellinia pepo*. Manejo Integrado de Plagas y Agroecología. Costa Rica 75:21-31.

García, V. R., González, D. J. G., Domínguez, A. G. y Velásquez, P. A. 2010. *Rosellinia necatrix* causante de la pudrición blanca de raíz en *Rosa* sp. In: Memorias XII Congreso Internacional y XXXVII Nacional de Fitopatología de la Sociedad Mexicana de Fitopatología, A. C. Mérida, Yucatán, México.

García-J, J., Busto, A. J., Vicent, R. S. y Armengol, J. 1998. A tuber rot of *Cyperus esculentus* caused by *Rosellinia necatrix*. Disease notes. Plant Disease 82(11): 1281p.

García-V, R., González-D., J. G., Domínguez-A., G., Ayala-E, V. y Aguilar-M., S. 2012. *Rosellinia necatrix* en *Rosa* sp. y su evaluación a sensibilidad de fungicidas. Revista Chapingo Serie Horticultura 18(1): 39-54

Hsiao, W.W., Fu, C. H., Chen, Y. y Sun, E. J. 2007. First report of white root rot of *japanese serissa* caused by *Rosellinia necatrix* in Taiwan. Disease Notes. Plant Disease 91(11): 1512 p.

Kendrick, B. 2000. The fifth kingdom. Version CD-ROM. British Columbia Canada

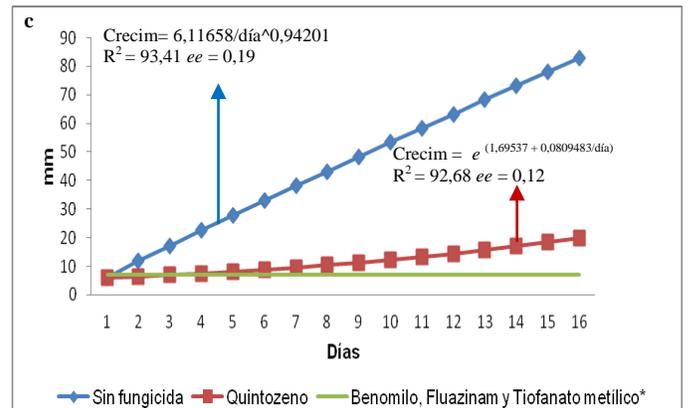
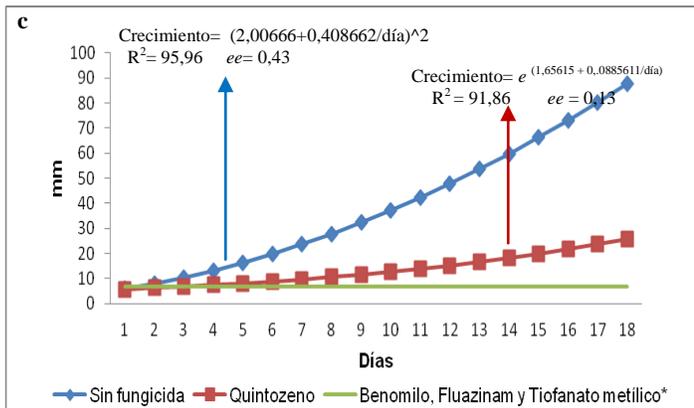
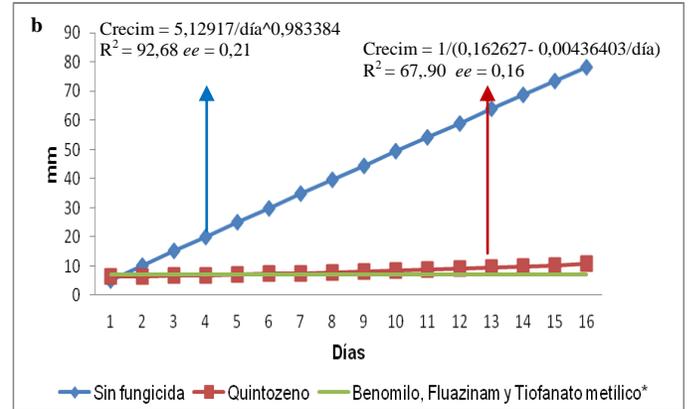
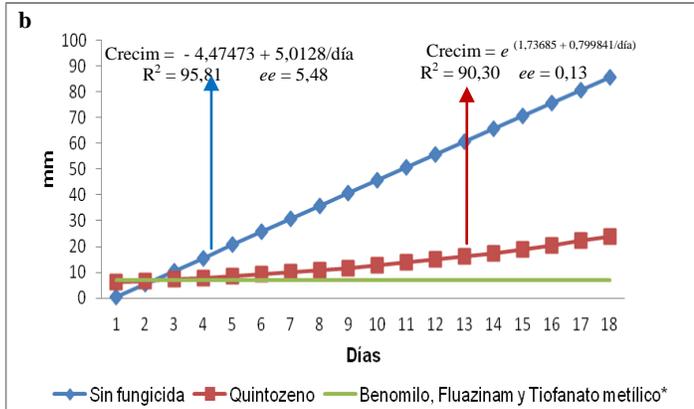
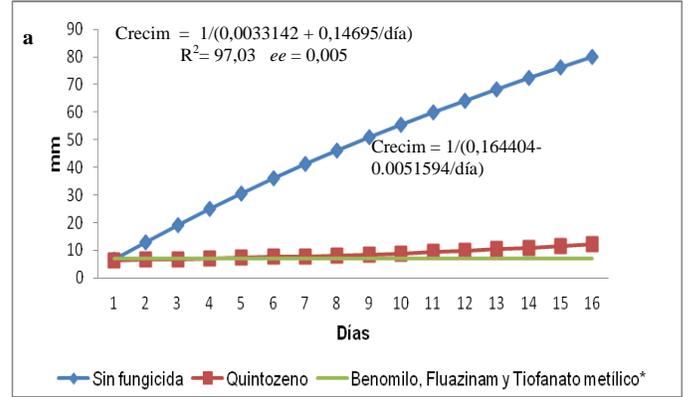
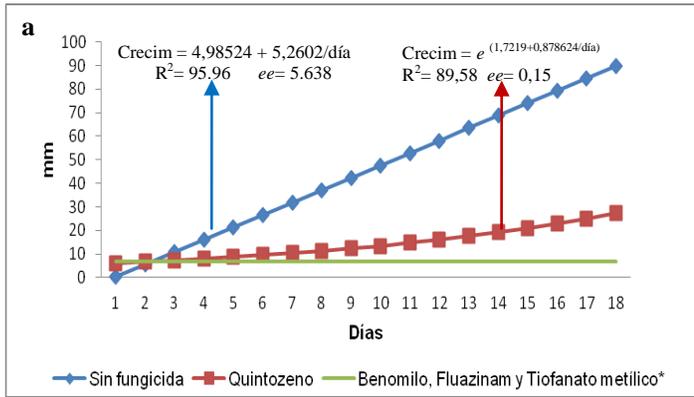


Figura 8. Crecimiento micelial (mm) de tres cepas de *Rosellinia necatrix* colectadas en Tenancingo: sin fungicida, con quintozeno, benomil, fluazinam y tiofanato metílico. a) Cepa T1GRJ, b) Cepa T2GRJ, c) Cepa T3GRJ. *El crecimiento fue nulo, se representa como una línea.

Figura 9. Crecimiento micelial (mm) de tres cepas de *Rosellinia necatrix* colectadas en Villa Guerrero: sin fungicida, con quintozeno, benomil, fluazinam y tiofanato metílico. a) Cepa VG1GRJ, b) Cepa VG2GRJ, c) Cepa VG3GRJ. *El crecimiento fue nulo, se representa como una línea¹.

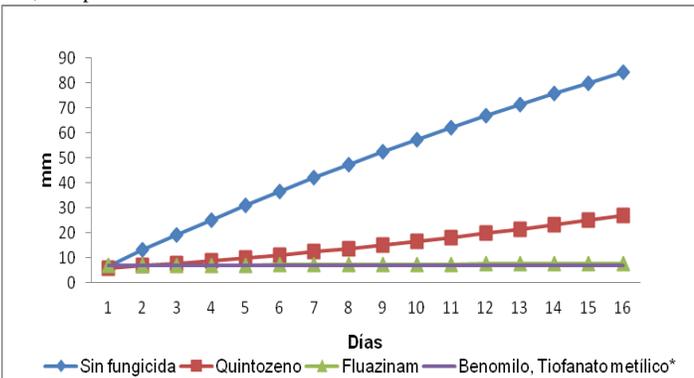


Figura 10. Crecimiento micelial (mm) de la cepa CH1GRJ de *Rosellinia necatrix* colectada en Coatepec Harinas: sin fungicida, con quintozeno, benomil, fluazinam y tiofanato metílico. *El crecimiento fue nulo, se representa como una línea.

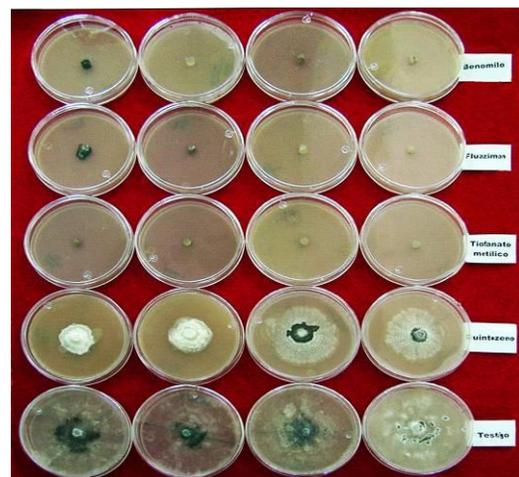


Figura 11. Pruebas de sensibilidad “in vitro” de una cepa de *Rosellinia necatrix* a los fungicidas Benomilo, Fluazinam, Tiofanato metílico, y Quintozeno en comparación con el Testigo.

- Khan, A. 1959. Biology and pathogenicity of *Rosellinia necatrix* (Hart.) Berl. *Biología Lahore* 5:199-245.
- López-H., C. J. y Zea-B., T. 2007. Effects of benomil, carbendazim, fluazinam and thiophanate methyl on white root rot of avocado. *Crop Protection* 26(8): 1186-1192.
- López-H., C. J., Pérez-J., R. M., Barceló-M., A. y Zea-B., T. 1999a. Evaluación de patrones de aguacate por su tolerancia a la podredumbre blanca. *Revista Chapingo Serie Horticultura* 5: 267-270.
- López-H., C. J., Pérez-J., R. M., Basallote-U., M. J., Zea-B., T. y Melero-V., J. M. 1999b. Loss of viability of *Dematophora necatrix* in solarized soils. *European Journal of Plant Pathology* 105: 571-576.
- Madigan, M. T., Martinko, J. M. y Parker, J. 2004. *Biología de los microorganismos*. Décima edición. Editorial Pearson Educación. Madrid, España. 1011 p.
- Mansilla, J. P., Aguín, O. y Salinero, M. C. 2002. First report of a root rot caused by *Rosellinia necatrix* on camellia in Spain. *Disease Notes. Plant Disease* 86(7): 813
- Mehrotra, R. S. y Aneja, K. R. 1990. *An introduction to mycology*. Published by New Age International (P) Ltd. India. 766 p.
- Mendoza, Z. C. 2002. Fungicidas en ornamentales. pp. 119-147. *In*: Bautista, M. N., Alvarado, L. J., Chavarín, P. J. C. y Sánchez, A. H. (eds.). *Manejo Fitosanitario de Ornamentales*. Instituto de Fitosanidad-Colegio de Postgraduados. Montecillo, Texcoco, Estado de México. 237 p.
- Miller, P. R. 1975. Importancia de las pérdidas por enfermedades de las plantas. pp. 192-195. *In*: Sarasola, A. A. y Rocca de Sarasola, A. M. (eds). *Fitopatología. Curso moderno, Tomo I. Hemisferio Sur Buenos Aires Argentina*.
- Nieto, H. C. R. 2006. *Crónica del Centro Universitario Tenancingo*. Universidad Autónoma del Estado de México. México. 73 p.
- Ogawa, J. M. 1999. *Plagas y enfermedades de los frutales de hueso*. Mundi-Prensa. España. 97 p.
- Pérez-J, R. M. 2006. A review of the biology and pathogenicity of *Rosellinia necatrix* - cause of white root rot disease of fruit trees and other plants. *Journal Phytopathology* 154: 257-266.
- Pérez-J, R. M., Zea-B, T. y López-H, C. J. 2003a. Podredumbres radiculares del aguacate en el Sur de España: Revisión y estado actual de la investigación. *In*: Actas del V Congreso Mundial del Aguacate 531-536 p.
- Pérez-J, R. M., Zea-B, T. y López-H, C. J. 2003b. Studies of *Rosellinia necatrix* perithecia found in nature on avocado roots. *Journal Phytopathology* 151: 660-664.
- Pizano de Márquez, M. 2003. *Investigación vegetal aplicada. Cultivo moderno de la rosa bajo invernadero*. Ediciones Hortitecnia. Bogotá, Colombia. 203 p.
- Raabe, R. D. y Zentmeyer, G. A. 1955. Susceptibility of avocados to *Dematophora* root rot. *California Avocado Society Yearbook* 39: 172-174.
- Realpe, O. C. E., Villegas, C. y Riaño, N. M. 2006. Aislamiento y caracterización morfológica de *Rosellinia pepo* Pat. en plantas de macadamia. *Revista Facultad Nacional de Agronomía, Medellín* 59(2): 3509-3526.
- Roger, J. D., Miller, A. N. y Vasilvyeva, L. N. 2008. Pyrenomycetes of the great smoky mountains national park. VI Kretzschmaria, Nemanina, *Rosellinia* and *Xylaria* (Xylariaceae). *Fungal Diversity* 29: 107-116.
- Romero-C, S. 1993. *Hongos fitopatógenos*. Universidad Autónoma Chapingo. Chapingo, México. 347 p.
- Ruano-R, D., Moral-N, L. y López-H, C. J. 2003. Estudio de temperaturas de crecimiento *in vitro* en aislados de *Trichoderma* sp. y de *Rosellinia necatrix*. Evaluación del antagonismo mediante cultivos duales, *In*: Actas del V Congreso Mundial del Aguacate 525-529 p.
- Schena, L., Nigro, F. y Ippolito, A. 2008. Integrated management of *Rosellinia necatrix* root rot on fruit tree crops. pp. 137-158. *In*: Ciancio, A., Mukerji K.G. (eds). *Integrated Management of Diseases Caused by Fungi, Phytoplasma and Bacteria*. Springer. Italy. 184 p.
- SIAP (Sistema de Información Agrícola y Pesquera). 2010. *Estadística básica* (Elaborada por el SIAP, con información de las delegaciones de la SAGARPA). [en línea]. [consultado 16 junio 2010]. Disponible en: <http://www.campomexiquense.gob.mx/>
- Sijpesteijn, A. K. 1977. Effects on fungal pathogens. pp.131-159. *In*: Marsh, R. W. (ed.). *Systemic Fungicides*. Second edition. Longman Group Limited. London. 401 p.
- Sivanasen, A. y Holliday, P. 1972. *Rosellinia necatrix*. Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria. Commonwealth Mycological Institute. Kew, Surrey, England, No. 352, 2 p.
- Smith, I. M., Dunez, J., Lelliott, R. A., Phillips, D. H. y Archer, S. A. 1992. *Manual de las enfermedades de las plantas*. Mundi-Prensa. España. 671 p.
- Streets, B. R. 1979. *The diagnosis of plant diseases*. Sixth printing. The University of Arizona Press. Tucson Arizona, USA. 11.11 p.
- Tamayo, M. P. J. 2007. *Enfermedades del aguacate*. *Revista Politécnica* 1(1): 51-70.
- Ten Hoopen, G. M. y Krauss, U. 2006. Biology and control of *Rosellinia bunodes*, *Rosellinia necatrix* and *Rosellinia pepo*: A review. *Crop Protection* 25: 89-107.
- Torrell, T. A. 2004. Podredumbres de la raíz (*Armillaria mellea* Vahl, *Rosellinia necatrix* Hartig). pp. 229-236. *In*: Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación (eds). *Los Parásitos de la Vid: Estrategias de Protección Razonada*. 5ta ed. Mundi-Prensa. Madrid. España. 393 p.
- Vargas, C. A. 2006. *El desarrollo local en el contexto de la globalización. Tres casos de estudio en el Estado de México: San Mateo Atenco, Valle de Bravo y Villa Guerrero*. Instituto Nacional de Administración Pública, A. C. México. 368 p.
- Watanabe, T. 1992. Sporulation of *Dematophora necatrix in vitro* and its pathogenicity. *Annales Phytopathology Society Japan* 58: 65-71.