

00361 20
71



**UNIVERSIDAD NACIONAL AUTONOMA
DE MEXICO**

**FACULTAD DE CIENCIAS
DIVISION DE ESTUDIOS DE POSGRADO**

**HONGOS PATOGENOS DE LOS CULTIVOS DE ROSA
(*Rosa* spp.) Y CLAVEL (*Dianthus caryophyllus* L.)
EN EL ESTADO DE MORELOS**

T E S I S
QUE PARA OBTENER EL GRADO ACADEMICO DE
MAESTRO EN CIENCIAS
(B I O L O G I A)
P R E S E N T A
EDGAR MARTINEZ FERNANDEZ

**DIRECTOR DE TESIS
DR. HÉCTOR LOZOYA SALDAÑA**

1997

**TESIS CON
FALDA DE ORIGEN**



Universidad Nacional
Autónoma de México

Dirección General de Bibliotecas de la UNAM

Biblioteca Central



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

Todo el material contenido en esta tesis esta protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

El uso de imágenes, fragmentos de videos, y demás material que sea objeto de protección de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente donde la obtuvo mencionando el autor o autores. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.

DEDICATORIA

A mi madre: Sra. Rosa Fernández, con inmensa gratitud

A mi familia: Eladia

**Erika Abigaíl
Nadia Estefanía
y Ulises
con cariño**

AGRADECIMIENTOS

Deseo manifestar mi más sincero agradecimiento al Dr. Héctor Lozoya Saldaña, por la valiosa asesoría brindada para la realización de este trabajo.

A la Subdirección General de Intercambio Académico de la UNAM, por la beca otorgada durante mis estudios de maestría.

A los sinodales que formaron parte del jurado

Dr. Teófilo Herrera Suárez

Dr. Miguel Armado Ulloa Sosa

Dr. Joaquín Cifuentes Blanco

M. en C. Beatriz Reyna Coutiño Bello

Dr. Héctor Lozoya Saldaña

Dr. Ernesto Moreno Martínez

M. en C. Lucía Yolanda Varela Fregoso

Por sus comentarios y sugerencias que ayudaron a enriquecer el contenido del manuscrito original.

Asimismo se agradece a la M. en C. Guadalupe Vidal Gaona y a la M. en C. Rebeca Martínez Flores por su colaboración en la revisión inicial de este trabajo.

Al personal técnico y administrativo del Instituto de Floricultura del estado de Morelos por las facilidades otorgadas durante las visitas a sus instalaciones en los diferentes municipios de la entidad.

A los compañeros biólogos del Laboratorio de Micología del Centro de Investigaciones Biológicas de la Universidad Autónoma del Estado de Morelos: Lourdes Acosta, Noé Bautista, Luis López, Elizur Montiel, Víctor Mora, Mónica Navarro y Daniel Portugal, por el apoyo brindado en diferentes formas, durante el desarrollo de esta investigación

Finalmente y de manera especial a las autoridades de la Universidad Autónoma del Estado de Morelos por las facilidades otorgadas para realizar mis estudios de posgrado.

CONTENIDO

	Pág.
I. RESUMEN -----	1
II. INTRODUCCIÓN-----	3
III. MATERIALES Y MÉTODOS-----	6
IV. RESULTADOS-----	15
1. Descripción de los hongos patógenos de claveles-----	19
a) <i>Alternaria dianthi</i> -----	19
b) <i>Botrytis cinerea</i> -----	22
c) <i>Fusarium oxysporum</i> f. sp. <i>dianthi</i> -----	24
d) <i>Fusarium roseum</i> -----	27
e) <i>Phialophora cinerescens</i> -----	29
f) <i>Rhizoctonia solani</i> -----	31
g) <i>Uromyces dianthi</i> -----	34
2. Descripción de los hongos patógenos de rosas -----	37
a) <i>Marssonina rosae</i> -----	37
b) <i>Phragmidium mucronatum</i> -----	39
c) <i>Coniothyrium fuckelii</i> -----	42
d) <i>Oidium</i> (fase conidial de <i>Sphaerotheca pannosa</i>) -----	44
e) <i>Peronospora sparsa</i> -----	46
f) <i>Botrytis cinerea</i> -----	48

V. DISCUSIÓN -----	Pág.
VI. CONCLUSIONES -----	49
VII. GLOSARIO -----	54
VIII. LITERATURA CITADA -----	57
IX. LÁMINAS -----	64
	71

LISTA DE CUADROS Y FIGURAS

	Pág.
Cuadro 1. Arreglo taxonómico de los hongos patógenos del cultivo de claveles en el estado de Morelos -----	16
Cuadro 2. Arreglo taxonómico de los hongos patógenos del cultivo de rosas en el estado de Morelos -----	17
Figura 1. Localización de los municipios productores de claveles en el estado de Morelos -----	8
Figura 2. Localización de los municipios productores de rosas en el estado de Morelos -----	9
Figura 3. <i>Alternaria dianthi</i> , conidios -----	21
Figura 4. <i>Alternaria dianthi</i> , conidióforos -----	21
Figura 5. <i>Botrytis cinerea</i> , conidios -----	23
Figura 6. <i>Botrytis cinerea</i> , conidióforo -----	23
Figura 7. <i>Fusarium oxysporum</i> f. sp. <i>dianthi</i> , microconidios	26
Figura 8. <i>Fusarium oxysporum</i> f. sp. <i>dianthi</i> , macroconidios	26
Figura 9. <i>Fusarium oxysporum</i> f. sp. <i>dianthi</i> , clamidosporas	26
Figura 10. <i>Fusarium roseum</i> , macroconidios -----	28
Figura 11. <i>Fusarium roseum</i> , fiálides -----	28
Figura 12. <i>Phialophora cinerescens</i> , conidios -----	30
Figura 13. <i>Phialophora cinerescens</i> , fiálides -----	30
Figura 14. <i>Rhizoctonia solani</i> , hifas -----	33

	Pág.
Figura 15. <i>Rhizoctonia solani</i> células del esclerocio -----	33
Figura 16. <i>Uromyces dianthi</i> , uredosporas -----	35
Figura 17. <i>Marssonina rosae</i> , acérvulo -----	38
Figura 18. <i>Marssonina rosae</i> , conidios -----	38
Figura 19. <i>Phragmidium mucronatum</i> , teliosporas -----	41
Figura 20. <i>Phragmidium mucronatum</i> , uredosporas -----	41
Figura 21. <i>Coniothyrium fuckelii</i> , picnidio -----	43
Figura 22. <i>Coniothyrium fuckelii</i> , conidios -----	43
Figura 23. <i>Oidium</i> , conidióforo-----	45
Figura 24. <i>Oidium</i> , conidios -----	45
Figura 25. <i>Peronospora sparsa</i> , esporangióforo -----	47
Figura 26. <i>Peronospora sparsa</i> , esporangios -----	47

I. RESUMEN

En el estado de Morelos los cultivos para flor de corte más importantes son los de rosa (*Rosa* spp.) y clavel (*Dianthus caryophyllus*), localizados principalmente en los municipios de la parte norte, coincidiendo con la zona de clima templado, muy favorable para la producción de estos cultivos.

Como en otros cultivos la presencia de organismos plaga y patógenos limita la producción tanto en cantidad como en calidad. Considerando la importancia que han cobrado estos cultivos, en la República Mexicana y en particular en el estado de Morelos, se llevó a cabo este trabajo con los objetivos de aislar, identificar y describir a los hongos que les provocan enfermedades.

Mediante recorridos periódicos a los municipios productores de flores, tanto bajo invernadero como a la intemperie, se obtuvieron plantas de rosas y claveles enfermas que fueron sometidas a diferentes técnicas para el aislamiento de los hongos. La descripción se basó en observaciones directas, tomando como referencia, además, monografías y publicaciones especializadas de los diferentes grupos de hongos.

De plantas de claveles en el estado de Morelos se aislaron siete especies, principalmente afectando el tallo y la raíz, las cuales fueron: *Fusarium oxysporum* f. sp. *dianthi*, *Fusarium roseum*, *Phialophora cinerescens* y *Rhizoctonia solani*; por otra parte los hongos que afectan las partes aéreas, es decir tallos, hojas y flores, fueron: *Alternaria dianthi*, *Botrytis cinerea* y *Uromyces dianthi*.

En el caso de plantas de rosas en el estado de Morelos se aislaron e identificaron seis patógenos, todos de tallos y hojas: *Botrytis cinerea*, *Coniothyrium fuckelii*, *Marssonina rosae*, *Oidium* sp., *Peronospora sparsa* y *Phragmidium mucronatum*.

En el presente trabajo se presenta la descripción morfológica de cada especie patógena aislada, tomando como referencia monografías o artículos taxonómicos especializados.

II. INTRODUCCIÓN

La producción de flores y plantas de ornato en México se trata de consolidar como una actividad agrícola y comercial muy importante, considerándosele como una forma de obtener altos ingresos económicos y como un recurso de gran potencial para la captación de divisas mediante la exportación de estos productos (Lamas, 1987; Niedbalski *et al.*, 1988).

La amplia diversidad de condiciones climáticas de nuestro país y su proximidad física con Estados Unidos de Norteamérica, le confieren condiciones favorables para convertirse en un fuerte productor y exportador de flores y de plantas ornamentales hacia dicha región. Actualmente se estima que existen alrededor de 6 000 hectáreas para la producción de flores bajo el sistema de cielo abierto, y entre 160 a 200 hectáreas en invernadero. Bajo estas condiciones se calcula que en 1989 México tuvo ventas, por concepto de flores, de 14 millones de dólares (Narro, 1991). Este autor señala que en 1990, básicamente con el mercado norteamericano, se obtuvieron 20 millones de dólares. En este sentido, los datos de mercadotecnia más recientes de los Estados Unidos, indican que se importaron de nuestro país 14 millones de tallos de clavel, siendo el 1.3 % de la importación total de esta flor, y 47 millones de tallos de rosas, representando el 11.21 % del total importado de estas flores (Anónimo, 1991).

Por lo anterior, en los últimos años se ha dado un gran impulso a esta actividad en el estado de Morelos, principalmente en el área de la floricultura, altamente favorecida por las condiciones ambientales que prevalecen en la entidad. De esta forma el estado de Morelos ya se reconoce como uno de los principales

productores a nivel nacional, junto con el Estado de México, Distrito Federal y Puebla, entre otros.

Algo que debe hacerse notar es que la floricultura se efectúa en áreas relativamente pequeñas. Sin embargo, durante el proceso de producción, debido a ciertas condiciones ambientales adversas o bien a prácticas inadecuadas de cultivo y/o cosecha, se presentan problemas fitosanitarios, en especial los provocados por hongos que disminuyen la cantidad y calidad final de estos productos.

El estudio de la patología en plantas ornamentales ha sido abordado en diferentes aspectos, notándose un mayor interés en las regiones de nuestro país, donde esta actividad se desarrolla más intensamente.

En México se han realizado algunos trabajos específicos con relación a patógenos de cultivos de claveles y rosas, figurando entre otros el de Espinoza (1973), en el cual se presenta una descripción breve de los patógenos que ocasionan la marchitez y pudrición del tallo del clavel en Villa Guerrero, considerando las siguientes especies: *Rhizoctonia solani*, *Fusarium oxysporum* f. sp. *dianthi*, *Fusarium roseum* y *Phytophthora* sp. Más tarde, Núñez (1978) realiza ensayos sobre el control biológico de *Fusarium roseum*, causante de pudrición de tallos, considerado como el principal patógeno en Villa Guerrero, México.

Lamas (1978) realiza la identificación de los hongos patógenos de las plantas ornamentales producidas en Xochimilco, D. F., incluyendo además descripciones detalladas de los síntomas provocados por la infección de estos hongos en sus plantas hospederas. Menciona a *Fusarium poae* Link, *Fusarium oxysporum* f. sp. *dianthi* (Prillieux y Delacroix), *Uromyces caryophyllinus* (Schrank) Wint y

Heterosporium echinulatum (Berk) Cke., como patógenos del clavel. Este autor, también cita a *Sphaerotheca pannosa* (Wallr.) Lév., *Botrytis cinerea* Pers., *Marssonina rosae* (Lib.) Lind., *Phragmidium rosae* Diet., *Chalariopsis thielavioides*, *Fusarium* sp. y *Cylindrocarpon destructans*, las que provocan diferentes enfermedades en plantas de rosas.

Carrión y Galván (1984), en su artículo de los Uredinales del estado de Veracruz, describen la roya del clavel, *Uromyces dianthi*, y la roya del rosal *Phragmidium mucronatum*.

Lamas (1987) realiza la identificación y descripción de *Coniothyrium wernsdorffiae* causante de una canchrosis en el tallo del rosal. La especie que comúnmente causa la canchrosis del rosal, *C. fuckelii*, se diferencia de *C. wernsdorffiae* en el tamaño de los picnidios y de las esporas.

Romero (1988) cita a *Alternaria dianthi*, *Fusarium roseum* y *Uromyces dianthi* del cultivo del clavel. Por otra parte este autor cita para el cultivo de rosas a *Phragmidium rosae*, *Marssonina rosae* y *Sphaerotheca pannosa*.

Como se aprecia en los párrafos anteriores, en nuestro país son pocas las publicaciones que incluyen información concerniente a la identificación y control de enfermedades en cultivos para flores y plantas ornamentales, y más escasos aún, los trabajos sobre problemas fitosanitarios en el área de la floricultura del estado de Morelos. Algo notable en las publicaciones conocidas, es el énfasis que se da a la descripción de los síntomas y la poca atención a las descripciones de los patógenos. Tomando en consideración lo anteriormente señalado se llevó a cabo este trabajo, con los objetivos de aislar, identificar y hacer las descripciones morfológicas de los

hongos que infectan los cultivos de rosas y claveles en el estado de Morelos. Tomando como base los resultados obtenidos, posteriormente se continuará con estudios de control químico de estos patógenos, comparándolo con otros métodos menos agresivos al ambiente y de menor costo, que permitan disminuir los daños que ocasionan en estos cultivos en Morelos, y en otros estados de nuestro país, donde se practiquen cultivos intensivos de estas flores.

III. MATERIALES Y MÉTODOS

1. RECOLECCIÓN DE PLANTAS DE CLAVELES Y ROSAS INFECTADAS POR HONGOS EN EL ESTADO DE MORELOS

Las localidades productoras de claveles sujetas a muestreo, se encuentran ubicadas dentro de los municipios de Cuernavaca, Cautla, Ocuilco, Tetela del Volcán, Villa de Ayala y Yautepec (Fig. 1). Además, las localidades productoras de rosas que se muestrearon se ubican en los municipios Cuernavaca, Jiutepec, Temixco, Temoac, Tetela del Volcán, Yecapixtla y Zacualpan (Fig. 2). En estos sitios se recolectó en cultivos tanto de invernadero, como a la intemperie.

Se realizaron dos recorridos por mes en las localidades productoras de estas flores para la recolección de muestras, durante los meses de febrero de 1990 a noviembre de 1991. Previamente a este período de muestreo intensivo, se habían realizado algunos recorridos para conocer la localización de los cultivos y familiarizarse con los principales problemas de enfermedades en estas plantas.

Durante la visita se tomaban al azar plantas con síntomas y signos de enfermedades causadas por hongos, es decir con evidencias de marchitez, manchas, cenicillas y royas, entre otros. Las plantas enfermas se colocaron dentro de bolsas de plástico nuevas y limpias, con una etiqueta donde se anotaban los datos básicos de recolección, como localidad, fecha y variedad de la planta colectada.

En los cultivos de claveles, generalmente las plantas enfermas se recolectaban en su totalidad, especialmente cuando mostraban síntomas de marchitez, con el objeto de analizar detalladamente las raíces y los tallos en el laboratorio. En cada sitio de recolección se tomaban como mínimo tres muestras, cada una de éstas consistía de dos o tres plantas. En el caso de los cultivos de rosas, sólo se tomaba como muestra las ramas y/o follaje infectado por hongos.

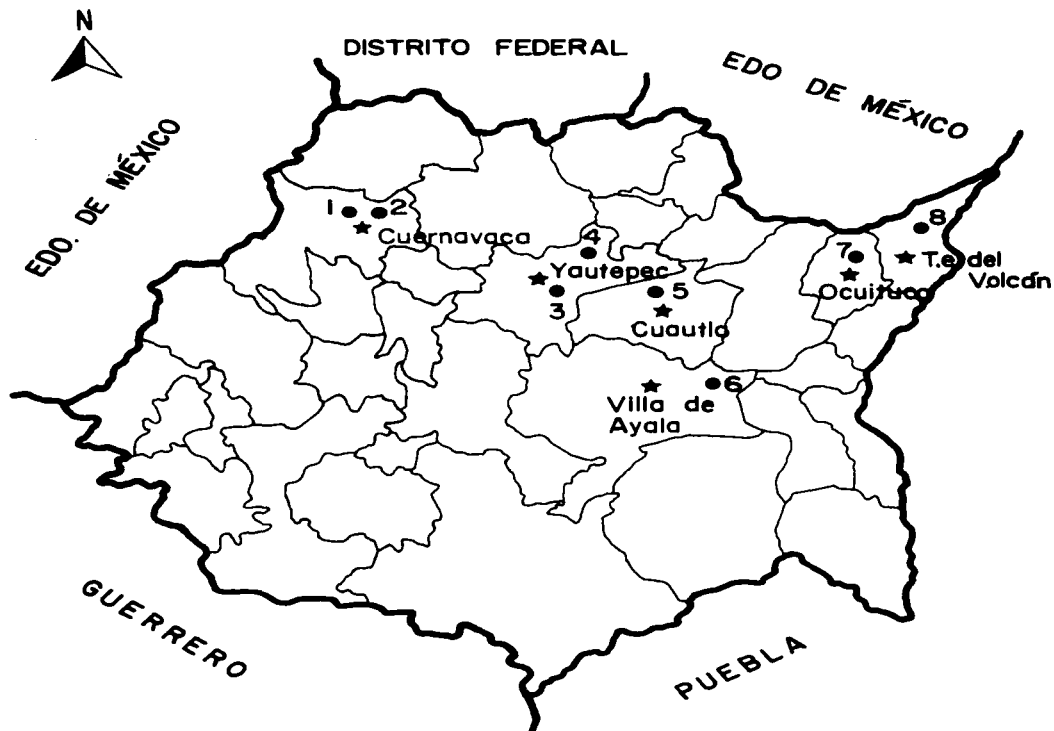


Fig. 1. Localización de las localidades productoras de claveles (*Dianthus caryophyllus* L.) en el estado de Morelos.

- 1: Buenavista; 2: Chamilpa; 3: Ignacio Bastida; 4: Itzamatitlán;
5: Eusebio Jáuregui; 6: Mariano Matamoros; 7: Ocuituco; 8: Hueyapan.

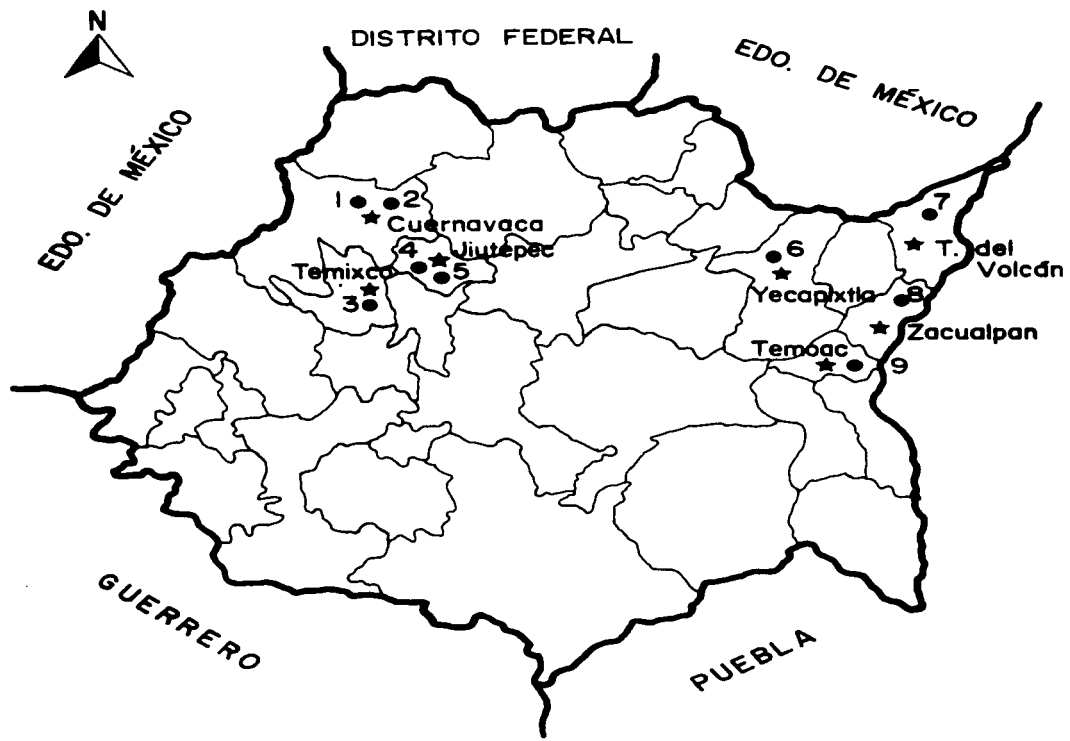


Fig. 2. Localización de las localidades productoras de rosas (*Rosa* spp.) en el estado de Morelos.

- 1: Buenavista; 2: Chamilpa; 3: Temixco; 4: Atlacomulco; 5: Parres;
- 6: Yecapixtla; 7: Hueyapan; 8: Zacualpan; 9: Temoac.

2. AISLAMIENTO DE PATÓGENOS.

Los aislamientos, cortes o preparaciones se iniciaron el mismo día en que se recolectó el material vegetal enfermo, en el Laboratorio de Micología de la Universidad Autónoma del Estado de Morelos, empleando diferentes técnicas, adaptadas o modificadas de las recomendadas por López (1984), Lozoya-Saldaña (1989) y Tuite (1981).

Tomando en consideración las características de los tejidos infectados y la biología del hongo causal, se utilizaron las siguientes técnicas:

a) Cuando se observaban sobre la superficie estructuras reproductoras de hongos biótrofos, tales como las royas (Uredinales) y la cenicilla (*Oidium*) no se realizaban siembras de tejidos en medios de cultivo, en este caso se tomaban las esporas directamente, con ayuda de una aguja de disección y se depositaban en un portaobjetos en donde previamente se había colocado una gota de lactofenol solo, o en ocasiones mezclado con el colorante azul de algodón. También frecuentemente, se utilizó una cinta adhesiva transparente para recoger en directo los conidios de algunos hongos, que esporulan superficialmente (por ejemplo *Alternaria dianthi*) colocándolo sobre un portaobjetos con una gota de lactofenol o de azul de algodón. Cuando se observaban otro tipo de estructuras superficiales, por ejemplo los picnidios, acérvulos, telios y uredios se realizaban cortes muy finos o delgados, perpendiculares, con un bisturí o navaja de rasurar. Los cortes obtenidos también se depositaban en portaobjetos, de la manera anteriormente descrita, para su observación al microscopio.

b) **Inducción de la esporulación.** Esta técnica consiste en colocar hojas o secciones de tallos con síntomas de infección por hongos (por ejemplo hojas de clavel con mancha púrpura ocasionada por *Alternaria dianthi*) bajo condiciones de alta humedad relativa. Estas condiciones favorables se proporcionan colocando los tejidos dentro de una cámara húmeda, utilizando para su elaboración recipientes de plástico o vidrio transparentes. Para obtener mejores resultados, siempre se lavaban estos órganos con agua abundante para eliminar de su superficie organismos saprobios. Estas muestras se revisaban a las 24 y 48 horas para detectar la presencia de estructuras reproductoras de los hongos fitopatógenos.

c) **Inducción micelial.** Por otra parte, para aislar patógenos a partir de los tejidos de las raíces o tallos con síntomas de marchitez o pudrición, se procedía a hacer siembras en cajas Petri conteniendo medio de cultivo (agar con dextrosa y papa, agar con extracto de levadura o agua agar). Para esto, se lavaban los órganos enfermos con abundante agua corriente para eliminar de su superficie suelo y otros materiales que pudieran ocasionar contaminaciones en los aislamientos. Posteriormente se cortaban secciones de 2 cm de estos tejidos presentando una parte enferma junto con otra sana, es decir, la zona de avance de la infección para asegurar la presencia del patógeno. Se procedía a realizar una desinfección superficial con hipoclorito de sodio al 3 % durante un tiempo variable de dos a tres minutos, se secaban en papel filtro estéril y se pasaban a cajas de Petri conteniendo medio de cultivo. Las siembras se realizaban en un ambiente aséptico dentro de la campana de flujo laminar, colocando cuatro trocitos de tejidos enfermos en cada caja Petri con medio de cultivo. Las cajas se mantenían incubadas en la obscuridad, a una temperatura de 27-30 °C, observándose periódicamente para verificar la aparición y crecimiento de micelios correspondientes a hongos fitopatógenos.

En ocasiones fue necesario realizar reaislamientos para obtener cultivos puros del patógeno para observar las características de las colonias de las especies creciendo en medio de cultivo y también para ser utilizados en las pruebas de patogenicidad. Para esto, se tomaban trocitos de agar con micelio de la periferia de las colonias en crecimiento y se trasladaban a otras caja Petri con medio de cultivo.

3. PRUEBAS DE PATOGENICIDAD

Se verificó la patogenicidad de los hongos causantes de la marchitez y muerte de las plantas de clavel: *Fusarium roseum*, *F. oxysporum* f. sp. *dianthi*, *Rhizoctonia solani* y *Phialophora cinerescens*. Para esto se utilizaron plantas de la variedad Fantasy mantenidas bajo invernadero en el Campo Experimental de la U.A.E.M. Con estas pruebas, además de verificar la patogenicidad de las especies señaladas, se obtuvo un conocimiento más preciso de los síntomas que ocasionan al hospedero.

Para realizar las inoculaciones, se utilizaron colonias de *Fusarium roseum*, *F. oxysporum* f. sp. *dianthi*, *Rhizoctonia solani* y *Phialophora cinerescens*, creciendo en medio de cultivo PDA. Siguiendo las experiencias de Espinoza (1973) y Baayen y Elgersma (1985), la inoculación se hizo en tallos de clavel con herida, previamente desinfectados superficialmente con alcohol al 70 %, colocándose un disco de PDA de 0.5 cm de diámetro, de colonias en crecimiento de las especies mencionadas. Cada especie fúngica se inoculó sobre cinco plantas de clavel de seis meses de edad, las cuales se revisaron cada 10 días para observar el desarrollo de los síntomas, durante un período de 60 días. Durante este período de observación,

algunas plantas mostraron un estado avanzado de la enfermedad, de éstas se hicieron reaislamientos en medio de cultivo de la manera descrita.

4. IDENTIFICACIÓN Y DESCRIPCIÓN DE LOS HONGOS FITOPATÓGENOS

Para hacer las observaciones en el microscopio se utilizó cinta adhesiva transparente para recoger las estructuras fúngicas a partir de las colonias obtenidas en el interior de las cajas Petri, pegándola en un portaobjetos para su observación en el microscopio.

Se utilizó un microscopio óptico calibrado para realizar las mediciones de las diferentes estructuras de los hongos aislados (hifas, clamidosporas, cuerpos fructíferos y esporas). Las mediciones se hicieron con el objetivo 100 X, con ayuda de una reglilla colocada en el ocular.

Se utilizaron diferentes obras generales de micología y fitopatología para la ubicación taxonómica a nivel genérico de los hongos fitopatógenos aislados, entre las que destacan las de Ainsworth *et al.* (1973), Alexopoulos y Mims (1979), Barnett y Hunter (1972), Cummins e Hiratsuka (1983), Hanlin y Ulloa (1988) y Romero (1988).

La identificación y descripción de las especies se hizo utilizando diferentes monografías o artículos taxonómicos especializados: Ellis (1971) para *Alternaria*; Jarvis (1971), Morgan (1971) y Coley-Smith *et al.* (1980) para *Botrytis*; Booth

(1971) y Snyder y Hansen (1945) para *Fusarium*; Moreau (1963), Ellis (1976) y Cole y Kendrick (1973) para *Phialophora*; Parmeter (1970) para *Rhizoctonia*; Arthur (1962) para Uredinales; Sutton (1980) para Coelomycetes; Matta *et al.* (1976) para *Coniothyrium*; Horst (1983) para *Peronospora* y Boesewinkel (1977, 1980) para *Oidium*.

La descripción de cada especie se hizo siguiendo los criterios de los taxónomos especialistas de los diferentes grupos de hongos. Para algunas especies fue necesario emplear ciertas técnicas adicionales para completar su descripción. Así, para observar la germinación de *Sphaerotheca pannosa* se procedió a transferir los conidios de hojas infectadas con cenicilla a portaobjetos, manteniéndose en cajas de Petri de 10 cm de diámetro conteniendo 4 ml de agua destilada estéril, de acuerdo a lo recomendado por Boesewinkel (1977). Por otra parte para teñir las preparaciones de los aislamientos de *Rhizoctonia solani* se usó el colorante safranina de acuerdo con Yamamoto y Uchida (1982).

Las definiciones de los términos utilizados en las descripciones de los hongos se integran en un glosario, tomando como referencia principal el Diccionario Ilustrado de Micología (Ulloa, 1991). Otras obras consultadas fueron las de Snell & Dick (1957) y Cooke (1974).

IV. RESULTADOS

De las plantas de claveles y rosas enfermas, recolectadas en los diferentes municipios productores de flores en el estado de Morelos, se aislaron e identificaron siete especies de hongos causantes de enfermedades en el cultivo de claveles (cuadro 1); por otra parte, del cultivo de rosas se aislaron e identificaron seis especies de hongos patógenos (cuadro 2).

La distribución e incidencia de los hongos patógenos de los cultivos de claveles y de rosas en el estado de Morelos están determinadas principalmente por factores como la susceptibilidad de la variedad, la edad de la planta y las prácticas culturales. Desde luego estos hongos son más importantes en cultivos de estas flores a la intemperie, debido a la limitación económica para adquirir y emplear productos químicos tales como fungicidas, insecticidas y fertilizantes, entre otros, para mantener a las plantas en un estado de desarrollo óptimo y disminuir el efecto negativo de las plagas y patógenos en las mismas.

Tomando en cuenta el sitio de infección de los hongos en las plantas de clavel, tenemos dos grupos: hongos de suelo y hongos aéreos. En el primer grupo, afectando la raíz y base del tallo, tenemos a *Fusarium oxysporum* f. sp. *dianthi*, *Fusarium roseum*, *Rhizoctonia solani* y *Phialophora cinerescens*. En el segundo grupo, comprendiendo aquellos afectando el tallo, las hojas o las flores, tenemos a *Alternaria dianthi*, *Botrytis cinerea* y *Uromyces dianthi*.

Cuadro 1. Arreglo taxonómico de los hongos patógenos del cultivo de claveles en el estado de Morelos (Según Hanlin y Ulloa, 1988).

Reino Fungi

División Eumycota

Subdivisión Deuteromycotina

Clase Hyphomycetes

Orden Moniliales

Familia Agonomycetaceae

Género *Rhizoctonia*

Especie *Rhizoctonia solani*

Familia Dematiaceae

Género *Alternaria*

Especie *Alternaria dianthi*

Género *Botrytis*

Especie *Botrytis cinerea*

Género *Phialophora*

Especie *Phialophora cinerescens*

Familia Tuberculariaceae

Género *Fusarium*

Especie *Fusarium oxysporum* f. sp. *dianthi*

Especie *Fusarium roseum*

Subdivisión Basidiomycotina

Clase Heterobasidiomycetes

Orden Uredinales

Familia Pucciniaceae

Género *Uromyces*

Especie *Uromyces dianthi*

Cuadro 2. Arreglo taxonómico de los hongos patógenos del cultivo de rosas en el estado de Morelos (Según Hanlin y Ulloa, 1988).

Reino Fungi**División Eumycota****Subdivisión Mastigomycotina****Clase Oomycetes****Orden Peronosporales****Familia Peronosporaceae**Género *Peronospora*Especie *Peronospora sparsa***Subdivisión Deuteromycotina****Clase Hyphomycetes****Orden Moniliales****Familia Moniliaceae**Género *Oidium*Especie *Oidium* sp.**Familia Dematiaceae**Género *Botrytis*Especie *Botrytis cinerea***Clase Coelomycetes****Orden Melanconiales****Familia Melanconiaceae**Género *Marssonina*Especie *Marssonina rosae***Orden Sphaeropsidales****Familia Sphaeropsidaceae**Género *Coniothyrium*Especie *Coniothyrium fuckelii***Subdivisión Basidiomycotina****Clase Heterobasidiomycetes****Orden Uredinales****Familia Phragmidiaceae**Género *Phragmidium*Especie *Phragmidium mucronatum*

Por sus características de patogenicidad tenemos, entre los hongos necrótrofos afectando al clavel, a *Fusarium oxysporum* f. sp. *dianthi*, *Fusarium roseum*, *Rhizoctonia solani*, *Phialophora cinerescens*, *Alternaria dianthi* y *Botrytis cinerea*. Sólo se identificó una especie biótrofa: *Uromyces dianthi*.

En los cultivos de rosas solamente se identificaron hongos aéreos: *Marssonina rosae*, *Oidium* sp., *Peronospora sparsa* y *Phragmidium mucronatum* en follaje; *Botrytis cinerea* en flores y tallos; *Coniothyrium fuckelii* en tallos.

En consideración a sus características de patogenicidad las especies necrótrofas son: *Botrytis cinerea*, *Coniothyrium fuckelii*, y *Marssonina rosae*. Por otro lado, las especies biótrofas son: *Oidium* sp., *Peronospora sparsa* y *Phragmidium mucronatum*.

A continuación se presenta la descripción morfológica de las especies anteriormente señaladas, tomando como base diferentes obras taxonómicas. Además, como complemento se incluye la sintomatología observada en los hospederos durante el proceso de infección por estos hongos.

1. DESCRIPCIÓN DE LOS HONGOS PATÓGENOS DE CLAVELES

a) *Alternaria dianthi* Stevens & Hall

Figs. 3 - 4

Colonias de color café oscuro o negras; hifas de color café. Conidióforos bien diferenciados, simples, generalmente en fascículos, rectos o flexionados, de hasta 95 μm de longitud y de 4 a 5 μm de grueso, emergiendo a través de los estomas. Conidios solitarios o en cadenas de dos a cuatro, cónicos u obclavados, rostrados, de color café claro a oscuro con la edad, de 30-78 x 10-20 μm , hasta con siete septos transversales y varios longitudinales u oblicuos, con constricciones en los septos. Con la prolongación hilar de color más claro que el cuerpo del conidio, de 5-30 x 3-5 μm .

DISCUSIÓN. Esta especie se caracteriza por presentar sus conidióforos dispuestos en fascículos y por sus conidios cónicos con septos tanto transversales como longitudinales, formando cadenas de 2 - 4. Es afín a *A. dianthicola*, pero esta última carece de septos longitudinales (Ellis, 1971).

Las características observadas en esta especie coinciden con la descripción de Ellis (1971), aunque este autor considera que los conidios pueden tener hasta nueve septos transversales.

Esta especie ha sido registrada como patógena de claveles de Austria, Brasil, Bulgaria, Canadá, Dinamarca, Estados Unidos, Inglaterra, Francia, Hawaii, Italia,

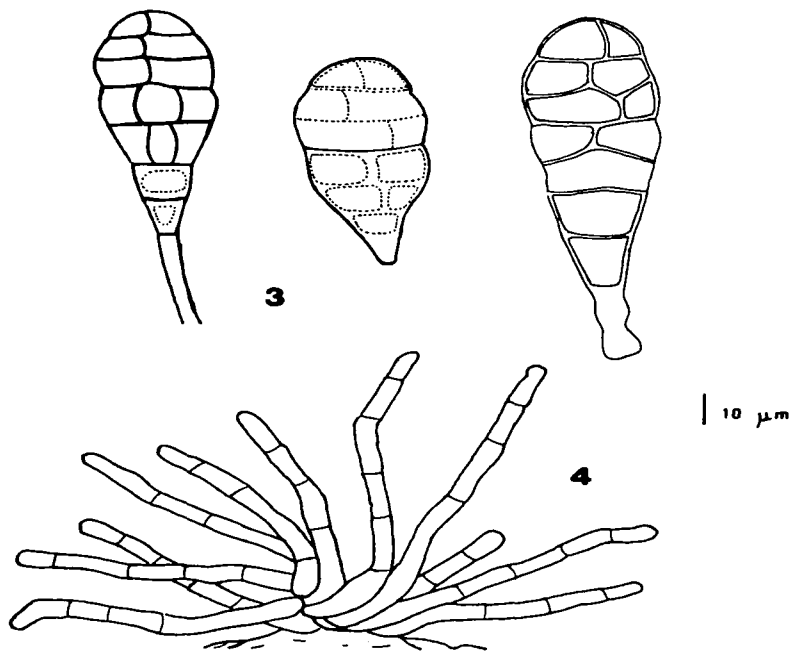
Jamaica, Nueva Zelanda, Rumania, Sudáfrica, Suiza, Turquía, Yugoslavia y Zambia (Ellis, 1971) y de España (Herreros, 1979).

En el estado de Morelos prácticamente, se encuentra distribuida en todas las localidades productoras de esta flor. Sus daños más severos se presentan cuando la planta se encuentra en una etapa avanzada de edad, sobre todo cuando la infección se localiza a nivel de tallos.

Se recolectaron plantas de claveles infectadas con este hongo de: Itzamatlán, Ignacio Bastida, Cuernavaca, Mariano Matamoros, Ocuituco, Hueyapan, Eusebio Jáuregui y Chamilpa (lámina I, a).

SINTOMATOLOGÍA. En un principio se observan sobre las hojas manchas pequeñas de color púrpura, de forma casi circular, rodeadas por un borde clorótico. Al crecer estas manchas presentan la parte central de un color ligeramente café o gris. Las manchas adyacentes tienden a coalescer formando áreas necróticas grandes. El tejido foliar ubicado entre estas lesiones también sufre alteraciones cambiando a un color verde amarillento y después café, indicando su muerte.

En un principio las lesiones en los tallos son superficiales sobre un lado, las cuales más tarde se hacen profundas, provocando un ahorcamiento y deshidratación de los tejidos infectados, y finalmente la muerte del tallo o de la planta en su totalidad.



Figs. 3-4. *Alternaria dianthi*, 3: conidios; 4: conidióforos

b) *Botrytis cinerea* Pers. : Pers.

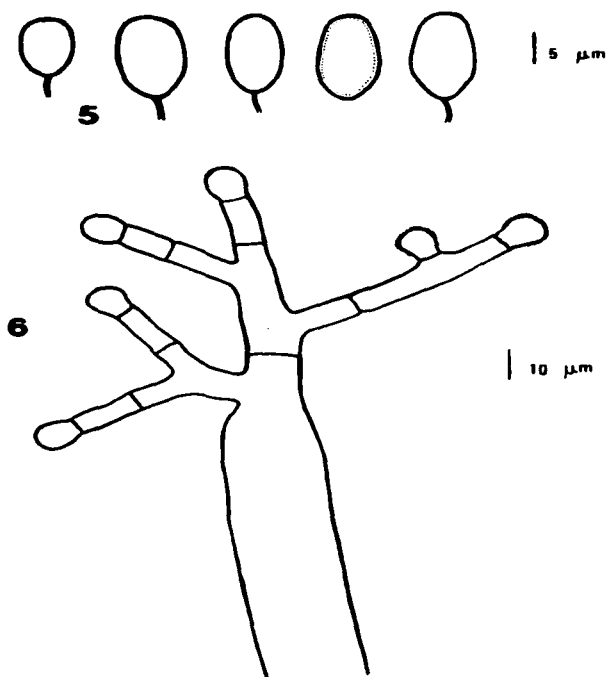
Figs. 5 - 6

Colonias grises o de color café grisáceo. Esclerocios pequeños y delgados. Conidióforos bien diferenciados, simples, rectos, de 205 - 210 x 18 - 20 μm , ramas de 18 - 20 x 6 - 8 μm , notablemente hinchadas en sus extremos para formar ámpulas conidiógenas. Conidios elipsoidales u obovoides, lisos, casi hialinos, de 7 - 14 x 5 - 8 μm , frecuentemente con un apéndice de 3 μm de largo; en masa los conidios se observan con tonalidades de color gris-café.

DISCUSIÓN. Se caracteriza por el tamaño de sus conidióforos, de más de 1000 μm , llegando incluso hasta los 2000 μm . Morgan (1971a, b), utilizando taxonomía numérica, reporta la existencia de dos razas en esta especie.

Es una especie pleomorfa con el estado perfecto o teleomorfo conocido como *Botryotinia* Whetzel, el estado esclerocial designado dentro de *Sclerotium* Tode y el estado microconidial reportado como *Myrioconium* H. Sydow (Jarvis, 1980).

Especie patógena, cosmopolita, que se conoce causa principalmente la enfermedad conocida como moho gris en flores y frutos de muchas plantas (Romero, 1988). Se reporta infectando las siguientes plantas ornamentales de Xochimilco: ninfa, rosal, geranio, begonia, azalea y petunia (Lamas, 1978). En el estado de Morelos se recolectó de cultivos de las siguientes localidades: Eusebio Jáuregui, Itzamatitlán, Ignacio Bastida, Cuernavaca, Hueyapan, Mariano Matamoros, Chamilpa y Ocuituco (lámina I, b).



Figs. 5-6. *Botrytis cinerea*, 5: conidios; 6: conidióforo.

SINTOMATOLOGÍA. Con más frecuencia ataca las plantas al aire libre, en épocas de lluvia y calor. Los síntomas se manifiestan en los pétalos en forma de manchas de color café. Posteriormente estas manchas adquieren un color café-grisáceo debido a la esporulación del hongo, las cuales a la vez mantienen los pétalos unidos y les dan una apariencia polvosa.

c) *Fusarium oxysporum* Sch. f. sp. *dianthi*
(Prill & Del.) Snyder & Hansen
Figs. 7 - 9.

Micelio blanco a color púrpura, abundante, algodonoso. Microconidios abundantes, de forma cilíndrica u oval-elipsoide, con o sin septos, de 9-11 x 2-4 μm , formados a partir de fiálides simples, de 7-12 x 2-4 μm .

Macroconidios fusoides, de dimensiones variadas, en su mayoría con tres septos, de 30-44 x 3-5 μm , que se originan a partir de fiálides de 25-35 x 4-6 μm o sobre esporodoquios de color violáceo. Clamidosporas lisas, intercalares, casi circulares de 8 a 11 μm .

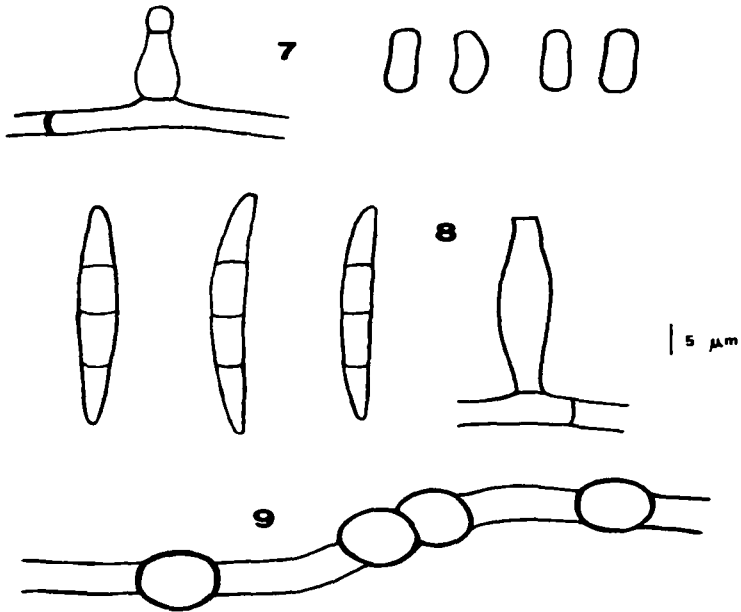
DISCUSIÓN. Esta especie se distingue por el tamaño y número de septos de los macroconidios y por la forma y tamaño de los microconidios. El material estudiado coincide con la descripción de Booth (1971) y de Espinoza (1973).

Tomando en consideración las características de patogenicidad de esta especie, Hood y Stewart (1957) reportan la existencia de tres razas afectando a cultivares de clavel.

Otros hospederos conocidos son: *Lychinis chalconica* (Booth, 1971) y *Dianthus plumaris* (Lamas, 1978).

Esta especie junto con *F. redolens* y *Phialophora cinerescens*, son los patógenos más importantes de este cultivo en España (Herreros, 1979). Por otra parte hasta hace algunos años, *P. cinerescens* (Wollenw.) v. *Beyma* era considerado el patógeno más importante, causante de marchitez en clavel en Holanda. Durante los setentas, sin embargo, la marchitez por *Phialophora* fue casi completamente reemplazada por la marchitez causada por *Fusarium oxysporum* (Baayen y Elgersma, 1985).

En México se ha reportado de cultivos de Xochimilco, D.F. (Lamas, 1978) y de Villa Guerrero, Estado de México (Espinoza, 1973). En el estado de Morelos prácticamente, se recolectó en todas las localidades productoras de esta flor: Eusebio Jáuregui, Itzamatitlán, Ignacio Bastida, Chamilpa, Cuernavaca, Ocuituco, Hueyapan (lámina I, c).



Figs. 7-9. *Fusarium oxysporum* f. sp. *dianthi*, 7: microconidios y fiálides; 8: macroconidios y fiálide; 9: clamidosporas

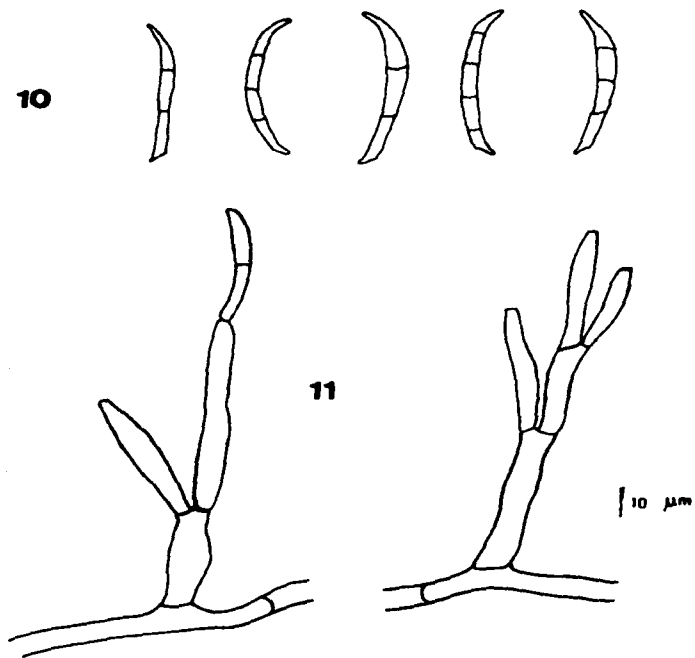
SINTOMATOLOGÍA. La primera evidencia de infección es el marchitamiento de los tallos y las hojas más jóvenes, con frecuencia de un solo lado, observándose que los tallos se encorvan hacia el lado afectado. Paulatinamente, el color verde del follaje va adquiriendo un color amarillo paja. Al hacer un corte transversal de los tallos afectados se observa que una parte del anillo xilemático presenta un color café y los haces vasculares están taponados por el micelio y los conidios del hongo. En la etapa final de la enfermedad, la planta se marchita totalmente y muere, observándose que las raíces permanecen sin sufrir daños.

d) *Fusarium roseum* (Lk). Snyder & Hansen

Figs. 10 - 11

Micelio superficial, de color rosado-rojizo, con borde blanco, cambiando a café amarillento en el centro. La colonia en el reverso es de color café-rojizo. Carece de microconidios. Macroconidios de $35 - 45 \times 2 - 3 \mu\text{m}$, estrechamente fusoides, curvados, con tres a seis septos, con una célula apical elongada y una célula basal bien diferenciada. Los macroconidios se forman a partir de fiálides simples o más comúnmente sobre fiálides ramificadas, de $110 \times 80 \times 10 - 5 \mu\text{m}$, formando esporoquios de color rojizo.

DISCUSIÓN. Esta especie se distingue por el tamaño, septación y forma de los macroconidios. Las características de las colonias obtenidas coinciden con la descripción dada por Snyder y Hansen (1945) y Espinoza (1973). Este último autor considera a *F. roseum* como el principal patógeno causante de la pudrición del tallo del clavel en la zona de Villa Guerrero, Estado de México. Durante el presente



Figs. 10-11. *Fusarium roseum*, 10: macroconidios; 11: fiálides.

estudio en el estado de Morelos se recolectó de Ignacio Bastida, Itzamatitlán, Eusebio Jáuregui, Mariano Matamoros, Chamilpa, Ocuituco y Hueyapan (lámina I, d). Esta especie junto con *F. oxysporum* son las más importantes en las localidades productoras de claveles en el estado de Morelos debido a que son las que ocasionan los mayores daños a estas plantas.

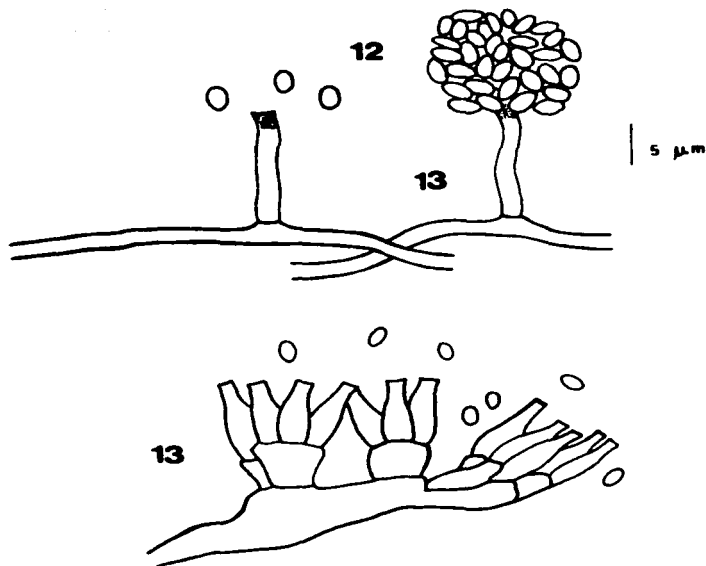
SINTOMATOLOGÍA. Este patógeno es muy importante en todas las fases de desarrollo de la planta, incluso durante el proceso de enraizamiento de los esquejes.

Provoca una pudrición del tallo a nivel del suelo. La infección se extiende de la superficie a la parte interna del tallo, resquebrajando la corteza, adquiriendo posteriormente una coloración rosada y de apariencia seca. La enfermedad puede avanzar de la base del tallo a las raíces.

e) *Phialophora cinerescens* (Wollenw.) van Beyma

Figs. 12 - 13

Colonias de color gris, algodonosas. Fiálides en su mayoría solitarias o en grupos densos a partir de células hinchadas en los extremos de las ramas, lageniformes, con un collarite oscuro en su parte superior, de 10-14 x 2-3 μm . Conidios elipsoidales u oblongos, redondeados en los extremos, de 3-4 x 2-2.5 μm , hialinos a grises, lisos, sin septos, generalmente en grupos mucilaginosos.



Figs. 12-13. *Phialophora cinerescens*, 12: conidios disgregados y acumulados en una gota de mucílago, sobre una fialide; 13: verticilios de fialides.

DISCUSIÓN. Las fialides con presencia de collarillo y formadas en grupos distinguen a esta especie de otras de *Phialophora*. El material estudiado coincide con el descrito por Ellis (1976) y Moreau (1963). Esta especie, junto con *Fusarium oxysporum* f. sp. *dianthi*, anteriormente considerado, son los patógenos más importantes del clavel en EUA (Niedbalski *et al.*, 1988). Las características morfológicas de *Ph. cinerescens* varían en función de la temperatura y del sustrato en donde crece, según Moreau (1963). Dicho autor mencionó que las colonias pueden ser subhialinas. En México no se había reportado previamente de este cultivo.

Durante este trabajo sólo se recolectó en dos ocasiones en plantas de clavel con síntomas de marchitez de un invernadero de Cuernavaca (lámina II, e).

SINTOMATOLOGÍA. Los primeros síntomas consisten en un amarillamiento de la planta, que empieza en las hojas más bajas; la planta termina marchita y amarilla desde el cuello hacia arriba. Al hacer un corte transversal del tallo se observa que los vasos más cercanos a la corteza tienen un color pardo, mientras la médula permanece sana. Las raíces pueden tener apariencia sana, pero por dentro estar pardas.

f) *Rhizoctonia solani* Kühn

Figs. 14 - 15.

El micelio es de tono blanquecino a color café. Las hifas son de 6-8 μm de diám., con ramificaciones en ángulo recto y una constricción cerca del lugar de la ramificación, así como la formación de un septo. Las hifas jóvenes son

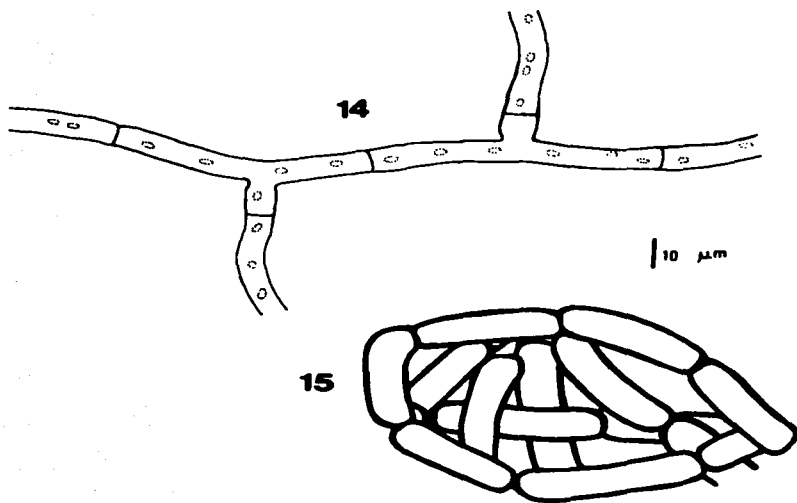
multinucleadas. Los esclerocios son pequeños, de menos de 1 mm de diám., de color oscuro, con células de 8-12 μm de diám., con pared más gruesa.

DISCUSIÓN. Aunado a su carencia de esporas, las ramificaciones en ángulo recto de las hifas, con una constricción y la formación de un septo cercanas al punto de ramificación, son características que distinguen a esta especie.

Actualmente se considera a *Rhizoctonia solani* Kühn como una especie integrada por siete grupos de anastomosis: AG-1, AG-2, AG-3, AG-4, AG-5, AG-6, AG-B1 (Ogushi, 1972). Para el cultivo de clavel, Trujillo, *et al.* (1988) reportan los siguientes grupos de anastomosis: AG-4, AG-2-2 y AG-2-1. Estos últimos autores también reportan que algunos aislamientos de este hongo presentan hifas binucleadas las cuales no son patógenas para el clavel.

Algunos autores señalan que el estado perfecto de *R. solani* Kühn es *Pellicularia filamentosa* (Barnett y Hunter, 1972; Romero, 1988), y otros señalan que es *Thanatephorus cucumeris* (Talbot, 1970).

Se le considera a esta especie como un habitante del suelo, causante de ahogamientos y pudriciones de raíces y tallos, en todo tipo de plantas (Romero, 1988). Espinoza (1973) lo señala como uno de los agentes causales de la marchitez y pudrición de tallos de claveles en Villa Guerrero, estado de México. En Morelos se recolectó de Ocuituco, Itzamatlán, Eusebio Jáuregui, Cuernavaca y Mariano Matamoros (lámina II, f).



Figs. 14-15. *Rhizoctonia solani*, 14: hifas; 15: células del esclerocio.

Rhizoctonia solani Kühn y *Fusarium roseum* var. *graminearum* (Schawbe) Snyder y Hans. son los patógenos más serios del cultivo de clavel en Kula, Maui, Hawaii (Reabe, 1981, citado por Trujillo *et al.*, 1988).

En Antibes (Francia) se han realizado interesantes ensayos de control biológico de *Rhizoctonia solani* Kühn, utilizando el nemátodo *Aphelenchoides composticola* (Herreros, 1979).

SINTOMATOLOGÍA. Ocasiona en la base del tallo una pudrición seca y corchosa. La infección tiene lugar al nivel del suelo y de la corteza pasa a los tejidos más internos, llegando finalmente hasta la médula en donde forma los esclerocios. Bajo condiciones de alta humedad se observan en la superficie del tallo filamentos gruesos de color café, correspondientes al micelio del patógeno. Como resultado de la pudrición total de la base del tallo, la planta se marchita y muere por falta de agua y nutrientes.

g) *Uromyces dianthi* (Pers.) Niessl.

Fig. 16

Los uredios son subepidérmicos, anfigenos, pulverulentos, de forma irregular, de 0.5 - 1.5 mm de largo, de color café oscuro, algunas veces casi negros, generalmente sobre las hojas, aunque también se desarrollan sobre los tallos. Uredosporas casi esféricas, ovoides o ampliamente elipsoidales, de 25-33 x 21 - 25 μm , con cuatro poros ecuatoriales, con la pared de 2 - 3 μm de grosor y equinulada, con un pedicelo hialino de 60 - 80 x 4 - 5 μm .

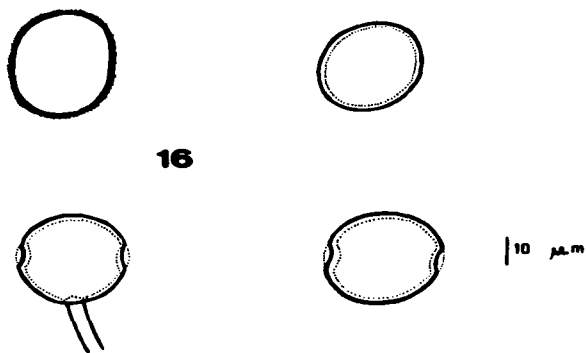


Fig. 16. *Uromyces dianthi*, 16: uredosporas.

DISCUSIÓN. El material estudiado coincide con las descripciones de Arthur (1962) y Carrión y Galván (1984).

Arthur (1962) consideró esta especie como una roya macrocíclica heteroica, con los estadios 0 y I (espermogonial y ecial) en *Euphorbia gerardiana*, y con los estadios II y III (uredial y telial) sobre otras especies de la Familia Caryophyllaceae. Ha sido descrita del Estado de México (Hennen y Cummins, 1967) y de Veracruz (Carrión y Galván, 1984). Lamas (1978) y Romero (1988) la citan como *Uromyces caryophyllinus* de Xochimilco, D. F. y Villa Guerrero, Estado de México, respectivamente. En el estado de Morelos se recolectó de Chamilpa, Hueyapan, Eusebio Jáuregui, Cuernavaca, Ignacio Bastida, Itzamatitlán y Mariano Matamoros (lámina II, g).

SINTOMATOLOGÍA. Al inicio de la infección se observan en las hojas y tallos pequeños puntos cloróticos de alrededor de 1 mm de diámetro, que posteriormente se abultan adquiriendo un color gris; más tarde la cutícula se rompe, formándose así pústulas redondas o alargadas conteniendo un polvo de color café rojizo que corresponde a las uredosporas del hongo; estas pústulas se observan rodeadas por un halo clorótico. Bajo condiciones ambientales óptimas para la enfermedad las plantas afectadas no alcanzan su tamaño normal y producen pocos brotes, las hojas se deforman por la ruptura de la epidermis y se van secando paulatinamente.

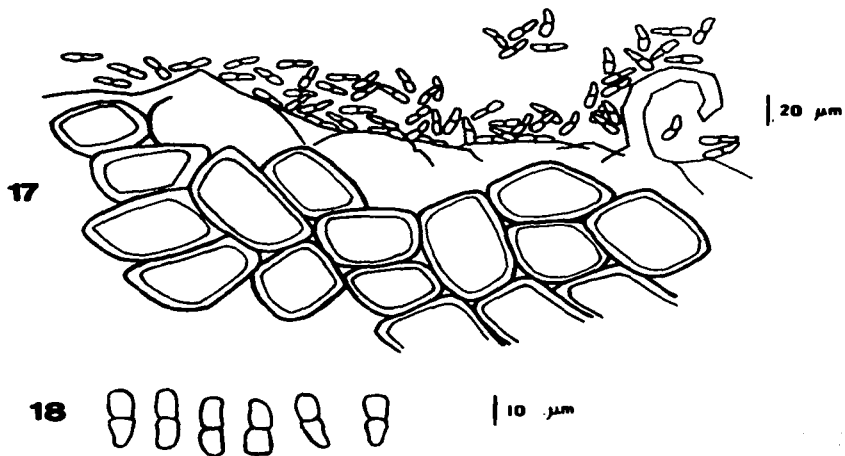
2. DESCRIPCIÓN DE LOS HONGOS PATÓGENOS DE ROSAS

a) *Marssonina rosae* (Lib.) Lind

Figs. 17 - 18

Micelio de color ligeramente café, ramificado, septado. Conidiomas acervulares de 120 - 200 μm , subcuticulares, café oscuro a negro, separados, con dehiscencia irregular, asociados con fibrillas subcuticulares. Conidióforos hialinos, ramificados irregularmente, septados, lisos. Conidios hialinos, lisos, uniseptados, separando células iguales o desiguales, más o menos constreñidos en el septo, con la célula apical de forma recta o curvada, de 16 - 19 x 4 - 5 μm .

DISCUSIÓN. El material estudiado concuerda con la descripción de Sutton (1980), sin embargo difiere un poco en el tamaño de las esporas, ya que este autor las describe de 13.5 - 16.5 x 4.5 - 5.5 μm . Se diferencia de *M. fragariae* (Lib) Kleb. por presentar sus conidiomas asociados con fibrillas subcuticulares y por las dimensiones menores de sus conidios. El estado perfecto de esta especie es *Diplocarpon rosae* (Sutton, 1980; Romero, 1988). La especie ha sido registrada de Alemania, Austria, Australia, Bolivia, Cuba, Etiopía, Estados Unidos, Hong Kong, Hungría, India, Italia, Jamaica, Libia, Malasia, Nepal, Nueva Guinea, Nueva Zelanda, Nigeria, Pakistán, Rumania, Tailandia, Turquía, Venezuela y Zambia (Sutton, 1980).



Figs. 17-18. *Marssonina rosae*, 17: acervulo; 18: conidios

En nuestro país se ha registrado de Xochimilco, D. F. causando la enfermedad conocida como mancha negra del rosal (Lamas, 1978).

En el estado de Morelos se recolectó de las siguientes localidades: Atlacomulco, Parres, Temixco, Zacualpan, Temoac, Chamilpa (lámina III, a).

SINTOMATOLOGÍA. La enfermedad se manifiesta en el haz de las hojas como pequeñas manchas irregulares o algunas veces casi circulares, de tamaño variable, de hasta 10 mm, de color café oscuro o negro. Los tejidos que rodean estas manchas se tornan amarillentos y esta clorosis puede extenderse a todo el folíolo. Cuando ocurre una infección severa puede presentarse una defoliación quedando las ramas totalmente desnudas.

También en los tallos o ramas tiernas se forman manchas irregulares de color púrpuro-rojizo, que cambian posteriormente a color negro.

b) *Phragmidium mucronatum* (Pers.) Schlecht.

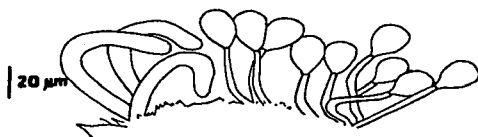
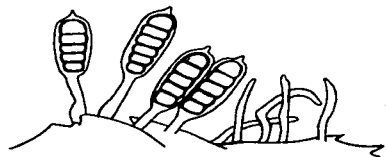
Figs. 19 - 20

Uredios subepidérmicos pulverulentos, distribuidos en el envés de las hojas, de color amarillo-naranja, casi circulares, de 0.1 - 0.5 mm de diámetro. Uredosporas esféricas u ovoides, de 18 - 30 x 17 - 23 μm , de color amarillo anaranjado, equinuladas, con seis o siete poros germinales dispersos, paráfisis de 55 - 75 x 7 - 8 μm , curvadas hacia adentro.

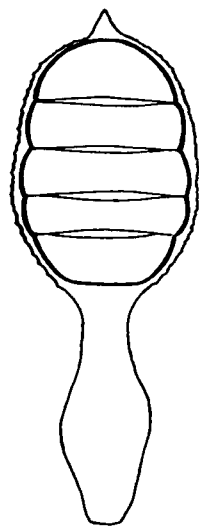
Telios subepidérmicos, distribuidos en el envés de las hojas, de color negro, más o menos circulares, de 0.1 - 0.3 mm de diámetro. Teliosporas de color café-rojizo, ovoides y cilíndricas, con la parte apical subcónica, con tres a seis células de 70 - 92 μm de longitud, incluyendo el ápice, y de 31 - 39 μm de ancho; la célula apical es igual o ligeramente más grande que la basal, la primera es de 20 - 22 μm y la segunda de 14 - 16 μm ; las células intermedias son más pequeñas que cualquiera de las dos antes mencionadas. Pedicelo higroscópico, de 50 - 75 x 12 - 16 μm , con el pie más ancho en la base, ornamentado con estrias.

DISCUSIÓN. La especie es macrocíclica autoica. El material estudiado concuerda con la descripción de Carrión y Galván (1984), pero difiere ligeramente en el tamaño de las uredosporas, ya que las describen de 21 - 29.4 x 16.8 - 19.6 μm y en el número y dimensiones de las teliosporas, describiéndolas solamente de 3 - 6 células, de 56 - 84 x 26.6 - 33 μm . Ha sido registrada de Jalisco y Oaxaca (León Gallegos y Cummins, 1981), Veracruz (Carrión y Galván, 1984) y Xochimilco, D. F. (Lamas, 1978). En el estado de Morelos se recolectó de Parres, Hueyapan, Temixco, Cuernavaca, Atlacomulco, Yecapixtla, Zacualpan, Temoac (lámina III, b).

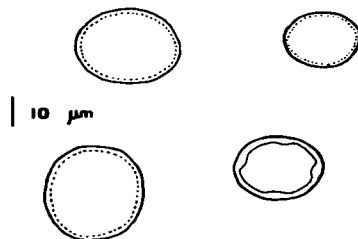
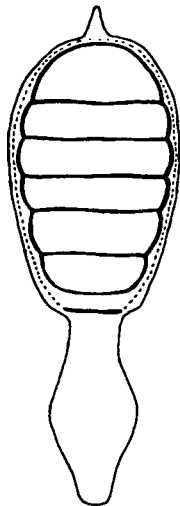
SINTOMATOLOGÍA. En su inicio, la enfermedad se manifiesta en el envés de la hoja como pequeñas pústulas, a veces inconspicuas, de color naranja o café anaranjado (estado uredial). Con el desarrollo de estas pústulas, en el haz de las hojas se observan más tarde manchas de color naranja o café. En un estado más avanzado de la enfermedad es posible observar, en el envés, las pústulas negras que corresponden al estado telial de este hongo.



20



19



Figs. 19-20. *Phragmidium mucronatum*, 19: teliosporas; 20: uredosporas.

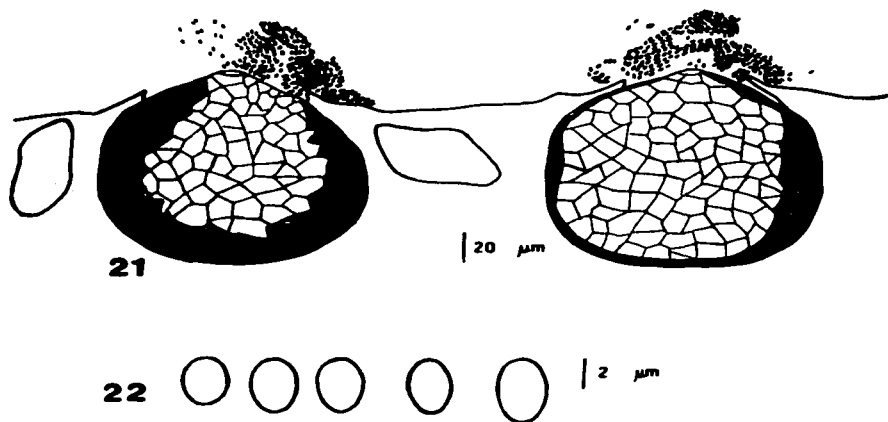
c) *Coniothyrium fuckelii* Sacc.

Figs. 21 - 22

Micelio de color café o hialino, ramificado, septado. Conidiomas picnidiales, separados, piriformes o globosos, uniloculares, de pared delgada, con el canal ostiolar conspicuo, de 220 - 260 μm de diámetro. Conidióforos ausentes. Conidios de color café, con pared gruesa, aseptados, de forma ovoide, de 3 - 4 x 2 - 3 μm .

DISCUSIÓN. Esta especie se distingue por su conidioma picnidial unilocular, con el canal ostiolar conspicuo, y por el tamaño de sus conidios unicelulares. El material estudiado coincide con la descripción dada por Matta *et al.* (1976). Estos autores reportan los picnidios con unas dimensiones de entre 120 - 350 μm y los conidios de 2-3 μm . En el estado de Morelos se recolectó de Temoac, Buenavista, Temixco, Atlacomulco y Parres (lámina III, c).

SINTOMATOLOGÍA. En su inicio la enfermedad se manifiesta como una mancha rojiza oscura en el tallo infectado. Más tarde se torna púrpura oscuro con el centro claro. En esta área se observa un agrietamiento en la corteza, donde se distribuyen los picnidios del agente causal. Cuando las lesiones son severas pueden ocasionar la muerte de las ramas del rosal.



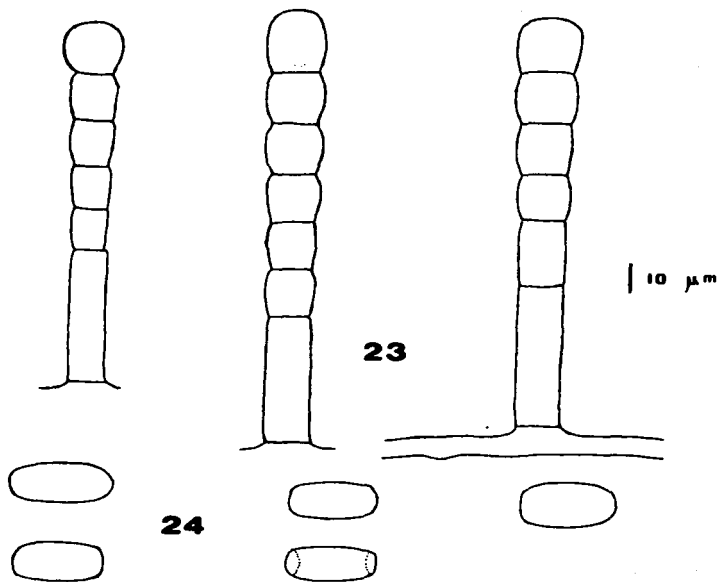
Figs. 21-22. *Coniothyrium fuckelii*, 21: pycnidios; 22: conidios.

d) *Sphaerotheca pannosa* (Wall. ex Schlecht.) Lév.
(fase conidial *Oidium*).

Figs. 23 - 24

Micelio conspicuo, denso hialino, flexuoso y fuerte, con hifas de 25 - 40 μm x 2.5 - 10 μm , produciendo además un micelio secundario, de color ligeramente café. Apresorios no lobulados. Haustorios en forma de pera o globosos, de 12 - 35 μm de diámetro. Conidios producidos en cadena, ovoides, de 25 - 30 x 13.5 - 17.5 μm , con tubos germinales simples formándose a los lados de los conidios. Conidióforos simples, originándose más o menos en ángulo recto sobre el hospedero, compuestos de células conidióforas cilíndricas, de 10 - 11 μm de diámetro. El septo basal casi en el punto de ramificación o hasta a 2 μm de éste.

DISCUSIÓN. La especie se caracteriza por el tamaño de los conidióforos y la forma, el tamaño y el tipo de germinación de los conidios. Se reconoce la existencia de dos variedades de esta especie, la que afecta a las rosas llamada var. *rosae* y la otra conocida como var. *persicae* afectando al durazno (Wheeler, 1978 y Horst, 1983). Al evaluar la capacidad patógena de nueve aislamientos monoconidiales de esta especie sobre rosas, Bender y Coyier (1982) establecen la existencia de cinco razas patógenas. Coyier (1983) afirma que esta especie se encuentra prácticamente en todas las regiones del mundo donde se cultiva esta planta, representando un grave problema su control. Lamas (1979), reporta este hongo de rosas de Xochimilco, D. F. En el estado de Morelos se le puede encontrar en rosales de jardines, viveros, invernaderos y en cultivos a la intemperie. Prácticamente se le recolectó en todas las localidades donde esta flor se produce: Yecapixtla, Temixco, Atlacomulco, Zacualpan, Temoac, Buenavista, Chamilpa, Hueyapan, Parres (lámina III, d).



Figs. 23-24. *Oidium* sp., 23: conidióforos; 24: conidios.

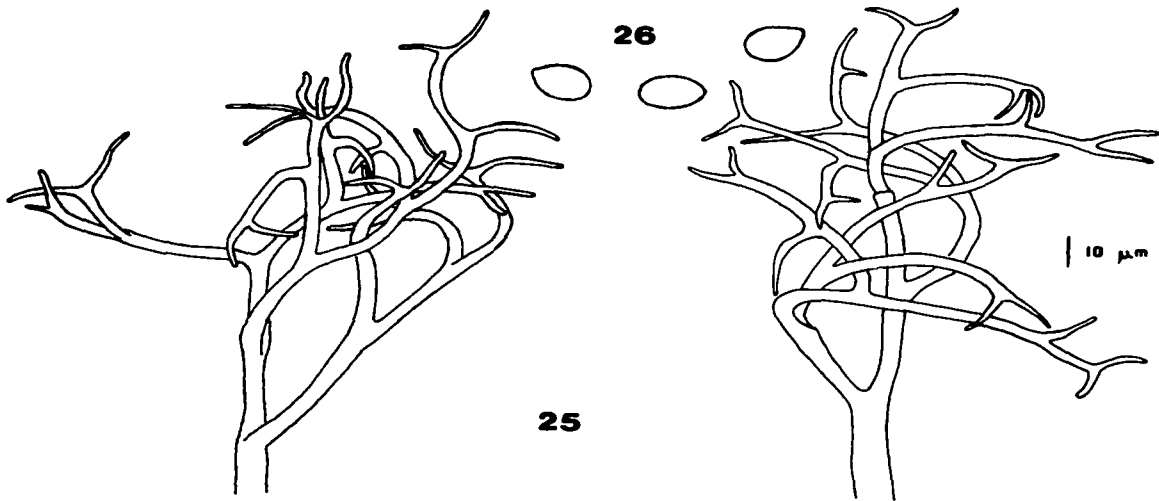
SINTOMATOLOGÍA. Los primeros síntomas aparecen como pequeñas áreas ligeramente levantadas, como ampollas rojizas sobre el envés de las hojas, principalmente en las jóvenes, las cuales se distorsionan al ser cubiertas completamente con el micelio de este patógeno. En las hojas más maduras la infección se restringe a ciertas áreas irregulares, sin que se observe un cubrimiento total y tampoco una distorsión foliar. Bajo condiciones ambientales ideales para el patógeno las hojas afectadas pueden caer prematuramente. En los tallos el crecimiento del hongo ocurre principalmente alrededor de la base de las espinas. En los botones florales la infección ocurre principalmente en los pedicelos, sépalos y receptáculos, ocasionando una reducción en la calidad y el número de flores.

e) *Peronospora sparsa* Berk.

Figs. 25 - 26

El Micelio es hialino, cenocítico, localizado en el envés de las hojas. Esporangióforos ramificados dicotómicamente, de hasta 290 μm de longitud, de 7 - 10 μm de ancho en la base y de 2 - 5 μm en las ramas. Esporangios formados en los ápices de las ramas, ovoides o casi elípticos, de 18 - 20 x 15 - 18 μm .

DISCUSIÓN. Esta especie se reconoce por sus esporangióforos ramificados dicotómicamente, terminando en puntas agudas, y por el tamaño de los esporangios terminales. Horst (1983), menciona que los esporangios de esta especie pueden ser hasta de 350 μm de longitud. Es considerado como un patógeno que causa severas defoliaciones en cultivos de rosas de Estados Unidos (Hasek, 1988). Durante el presente trabajo solamente se encontró en un invernadero de Temoac, ubicado en el norte de la entidad (lámina IV, e).



Figs. 25-26. *Peronospora sparsa*, 25: esporangióforos; 26: esporangios

SINTOMATOLOGÍA. Los síntomas se observan sobre hojas, tallos, pedúnculos, cálices y pétalos. En el haz de las hojas se desarrollan manchas irregulares de color rojo púrpura a café oscuro y los folíolos adquieren un color amarillento. Cuando las condiciones ambientales son favorables, se observa en el envés de la hoja una pubescencia gris blanquecina que corresponde a la esporulación del hongo. En los tallos, pedúnculos y cálices forman áreas púrpuras a oscuras, de hasta 2 cm de longitud.

f) *Botrytis cinerea* Pers. : Pers.

La descripción morfológica de esta especie ha sido presentada en la sección correspondiente a los hongos patógenos del cultivo del clavel.

DISCUSIÓN. Este hongo se reporta como causante de serios problemas en flores y tallos de rosal cultivado bajo invernadero y a la intemperie en los Estados Unidos, Iraq, Japón, India y Canadá (Horst, 1983). Infectando a rosales en México, se le reporta de Xochimilco, D. F. (Lamas, 1978). En el estado de Morelos se le encontró afectando a flores y tallos de rosales en las siguientes localidades: Yecapixtla, Buenavista, Temixco, Zacualpan, Temoac, Atlacomulco, Parres, y Hueyapan (lámina IV, f).

SINTOMATOLOGÍA. En las flores la enfermedad se inicia con la formación de manchas pequeñas sobre los pétalos exteriores, avanzando hasta cubrir toda la flor. Más tarde los pétalos cambian a un color café, deshidratándose totalmente. Al final las flores afectadas se ven cubiertas con un moho o algodoncillo de color café grisáceo. También frecuentemente causan infecciones en los tocones

donde se cortaron los tallos florales o en heridas de poda, provocando un tizón y subsecuentemente su muerte.

V. DISCUSIÓN

Se ha reportado la presencia de estos patógenos en otras regiones productoras de flores, principalmente del centro de nuestro país. Referente al clavel, Espinoza (1973), describe de manera breve a *Rhizoctonia solani*, *Fusarium roseum*, *Fusarium oxysporum* f. sp. *dianthi* y *Phytophthora* sp., causando marchitez y pudrición de tallos en la región de Villa Guerrero del Estado de México. Por otra parte, Lamas (1978) menciona a *F. poae* y *F. oxysporum* f. sp. *dianthi* infectando raíces y tallos, y a *Uromyces caryophyllinus* y *Heterosporium echinulatum* del follaje en claveles de Xochimilco, D. F. *Uromyces dianthi* es la única especie que ha sido descrita en México de claveles de Xalapa, Veracruz (Carrión y Galván, 1984).

Se conoce que estos patógenos son comunes en cultivos de claveles en Norteamérica (Besemer, 1988), reportándose además de manera esporádica a *Septoria dianthi*, *Zygothiala jamaicensis*, *Ustilago violacea* y *Armillaria mellea* (Pirone, 1978), sin que se tenga información precisa de estos hongos y de los daños que ocasionan. Estas especies de hongos patógenos también son frecuentes en cultivos de Europa (Herreros, 1979), reportando además a *Oidium dianthi*, y *Ustilago violacea*.

Estos autores coinciden en señalar que los hongos de suelo, causando pudrición de raíces y tallos, junto con una marchitez general de la planta son los agentes bióticos más importantes por su frecuencia y los daños que provocan. En el estado de Morelos, también se observa una situación similar, donde los hongos del suelo son los de mayor prevalencia. Algunos autores señalan que la dispersión de estos patógenos en el mundo ha ocurrido debido a la distribución de material vegetativo contaminado de un país a otro (Niedbalski., *et al.* 1988).

Resulta evidente que los hongos patógenos de cultivos de claveles en el estado de Morelos, son los mismos que con más frecuencia se encuentran en estos cultivos a nivel mundial. Es importante resaltar que la identificación de algunos patógenos citados en otros países del mundo es dudosa o poco confiable, tales como *Oidium dianthi* y *Ustilago violacea* (Herreros, 1979) y *Armillaria mellea* (Pirone, 1978).

Las especies *F. roseum* y *Rhizoctonia solani* son habitantes comunes del suelo (Dickinson y Lucas, 1987), que no infectan de manera específica al clavel. Su ataque se manifiesta con la presencia de hospederos susceptibles. Por otra parte los patógenos específicos del clavel son *Alternaria dianthi*, *Uromyces dianthi*, *Phialophora cinerescens* y *Fusarium oxysporum* f. sp. *dianthi*. Estas dos últimas especies, aunque pueden permanecer en el suelo, sólo son capaces de infectar al clavel.

De igual forma, de los hongos que infectan a rosas cultivadas del estado de Morelos, algunos se han citado de otras regiones de nuestro país. De Xochimilco, D. F., se reporta a *Marssonina rosae*, *Phragmidium rosae*, *Chalariopsis thielavioides*, *Fusarium* sp. y *Cylindrocarpon destructans*, estas últimas dos

especies causando pudrición de raíces (Lamas, 1978), situación que no se presentó en el área de estudio. Romero (1988) citó como patógenos de rosales en México a *Phragmidium rosae*. Posiblemente la especie identificada como *Ph. rosae* por Lamas (1978) y Romero (1988) se trate de *Ph. rosae-pimpinelliforme* o *Ph. rosae-californicae*, aunque seguramente se trata de *Ph. mucronatum*. En México sólo se conoce la descripción de *Ph. mucronatum* por Carrión y Galván (1984) y de *Coniothyrium wersdorffiae* por Lamas (1987), especie que no fue identificada en el estado de Morelos.

Las especies identificadas como patógenos de rosas en el estado de Morelos, también se conocen en Estados Unidos (Hasek, 1988). Pirone (1978) y Horst (1983) mencionan además, a otras especies que se han aislado ocasionalmente de rosales: *Elsinoe rosarum*, *Botryosphaeria dothidea*, *Cylindrocladium scoparium*, *Cryptosporium minimum*, *Griphosphaeria corticola*, *Nectria cinnabarina*, *Phragmidium americanum*, *Ph. speciosum*, *Ph. rosae-pimpinelliforme*.

Se observó que las especies identificadas y descritas en el presente trabajo, que infectan al cultivo de rosas, son específicas de estas plantas, estando de acuerdo a lo citado por otros autores (Horst, 1983). La excepción a lo anterior es *Botrytis cinerea*, encontrada también dañando a los claveles.

Como se ha señalado en párrafos anteriores, las enfermedades fungosas más importantes en el cultivo de rosas dentro del estado de Morelos, por su amplia distribución y por los daños a sus hospederos, son los que se localizan a nivel de follaje; en este sentido sobresale el hongo *Sphaerotheca pannosa* con su fase asexual (*Oidium*) de un crecimiento exuberante y reproducción explosiva, que se ha constituido como un problema muy serio, causando infecciones severas que se

reflejan en una baja calidad comercial de las flores obtenidas. Desde luego, cuando ocurren infecciones en las flores, disminuye aún más su calidad, situación que ocurre frecuentemente cuando no se aplican de manera oportuna las medidas de control. La incidencia de esta enfermedad es mayor bajo condiciones de invernadero, en donde se controla utilizando azufre sublimado, cuyo uso continuo acarrea problemas de fitotoxicidad.

Sin embargo, actualmente el problema más serio al que se enfrenta el técnico o productor de estas flores al aplicar sus estrategias de control radica en detectar que este hongo (*Oidium*), ha desarrollado resistencia a los fungicidas, en diferente grado, dependiendo de los grupos químicos utilizados en su cultivo. La utilización de los fungicidas sistémicos, por ejemplo el benomyl, sin rotación a otros grupos, como por ejemplo las morfolinás, ha incrementado el desarrollo de resistencia en un periodo más corto.

Por otro lado, en cultivos a la intemperie, la principal enfermedad es la conocida como mancha negra, causada por *Marssonina rosae*, siguiendo en importancia la roya (*Phragmidium mucronatum*) y la cenicilla (*Oidium*). Es común observar que, para el control de *Marssonina rosae* se utilizan productos que difícilmente detienen el avance de la infección, tales como el Captán.

En relación al cultivo de claveles, las infecciones más graves causadas por hongos, se localizan a nivel de raíces y tallos, causando pudriciones y marchiteces, de los cuales por sus daños y distribución sobresale *Fusarium oxysporum* f. sp. *dianthi*. Los agentes causales se presentan con mayor incidencia en plantas que han alcanzado la etapa de madurez o plantas jóvenes que se encuentran en un estado de nutrición por abajo de lo óptimo. Su mayor incidencia en el estado de Morelos, se

encuentra en invernaderos localizados en regiones con altas temperaturas, por ejemplo Mariano Matamoros y/o en los meses más cálidos del año, debido a la necesidad de aumentar el número y volumen de los riegos. Una práctica recomendable es la de extraer y eliminar las plantas de los invernaderos con síntomas iniciales o avanzados de estas enfermedades, procediendo al mismo tiempo a hacer aplicaciones continuas de fungicidas a las plantas cercanas de la misma cama y de camas vecinas. Además es importante mantener o realizar actividades de mantenimiento a un nivel correcto de los surcos y evitar encharcamientos que favorezcan aún más, las condiciones para aumentar la incidencia de la enfermedad.

Referente a los patógenos del follaje, sobresalen por su importancia *Uromyces dianthi* y *Alternaria dianthi*. La primera de éstas, se observó como la principal en cultivos a la intemperie. *Alternaria dianthi* causante de la mancha púrpura, en general se presenta en cultivos bajo condiciones de alta humedad y sobre plantas maduras de dos años o más. En cultivos con estas características, es recomendable realizar aspersiones programadas de fungicidas protectores o de control y además, se debe establecer un programa permanente de fertilización para fortalecer la resistencia a estos patógenos.

Cuando se presentan condiciones favorables para el establecimiento de algún patógeno en los cultivos de rosas o claveles y ocurren infecciones severas, la técnica de control más empleada por su eficacia es la de utilizar fungicidas, cuyo costo es elevado para estas plantas, con lo que resulta un incremento de diferente magnitud en los gastos de producción de estos cultivos en el estado de Morelos. Desde luego, debemos señalar que la aplicación de estos productos químicos representa una contaminación ambiental directa, misma que sólo debiera realizarse cuando las

proporciones de beneficio a riesgo, se inclinan a favor del uso de estos. Además la carencia de un programa adecuado de aplicaciones, en donde se contemplen las características de los patógenos, desarrollo de las plantas y las condiciones ambientales entre otros factores, situación que comúnmente se presenta, ha generado condiciones para la aparición de resistencia de los patógenos a los fungicidas, acumulación de residuos tóxicos en el suelo y perjuicios a la salud de las personas que los aplican.

El evidente desconocimiento de la mayoría de los productores de flores de un manejo óptimo de los recursos disponibles para la prevención y un control adecuado de estas enfermedades, principalmente las que afectan raíces y tallos, comprometen a diferentes dependencias gubernamentales, sobre todo el Instituto de Fomento a la Floricultura del estado de Morelos, a proporcionar información precisa y/o actual para la solución de estos problemas fitosanitarios. En este sentido, en los últimos años se ha estado proporcionando información a los productores, de cuáles son las variedades de claveles más resistentes a los patógenos del suelo, para ser cultivadas bajo las condiciones ambientales de la entidad.

VI. CONCLUSIONES

1. De plantas de claveles cultivadas para flor de corte en el estado de Morelos se aislaron e identificaron siete especies de hongos patógenos: *Alternaria dianthi*, *Botrytis cinerea*, *Fusarium oxysporum* f. sp. *dianthi*, *Fusarium roseum*, *Phialophora cinerescens*, *Rhizoctonia solani* y *Uromyces dianthi*.

2. Las especies mencionadas en el punto anterior ya habían sido reportadas infectando claveles en otras regiones de nuestro país, a excepción de *Phialophora cinerescens* que es reportada por primera vez para México.
3. De trabajos fitopatológicos previos de otras partes del país, se conocían descripciones morfológicas incompletas de *Fusarium oxysporum* f. sp. *dianthi*, *F. roseum*, *Rhizoctonia solani* y *Phytophthora citrophthora*, en las cuales sólo se proporcionan datos de las características de las colonias creciendo en medios de cultivo y mencionan brevemente las estructuras típicas de cada especie.
4. En el presente trabajo se presentan las descripciones taxonómicas completas de los hongos que infectan al cultivo de claveles en el estado de Morelos. Estas descripciones se presentan por primera vez en México a excepción de *Uromyces dianthi*, que ya se había descrito del estado de Veracruz.
5. Estas especies se encuentran distribuidas en todas las localidades productoras de claveles en el estado de Morelos, a excepción de *Phialophora cinerescens* que sólo se recolectó de un invernadero de Cuernavaca, Mor. Los factores que determinan la presencia de estas especies patógenas, son principalmente: grado de susceptibilidad de la planta, sistema de cultivo, las prácticas culturales y la edad de la planta.
6. Por los daños que ocasionan en cultivos de claveles en el estado de Morelos, las especies más importantes son las que se establecen en el tallo y la raíz: *Fusarium oxysporum* f. sp. *dianthi*, *F. roseum* y *Rhizoctonia solani*.
7. Durante el presente trabajo se aislaron e identificaron seis especies de hongos patógenos de rosas cultivadas en el estado de Morelos: *Botrytis cinerea*,

Coniothyrium fuckelii, *Marssonina rosae*, *Peronospora sparsa*, *Phragmidium mucronatum* y *Sphaerotheca pannosa*.

8. De las especies mencionadas anteriormente, cuatro ya habían sido reportadas, en otras regiones de México donde se producen rosas. *Coniothyrium fuckelii* y *Peronospora sparsa*, son reportadas por vez primera en nuestro país.

9. Se presenta la descripción taxonómica de las especies de hongos que se encontraron causando enfermedades en rosales del estado de Morelos, lo que representa que cinco de estos son descritos por primera vez para México, debido a que sólo se conocía la descripción de *Phragmidium mucronatum* en rosales del estado de Veracruz.

10. En los cultivos de rosas para flor de corte en el estado de Morelos, los hongos patógenos más importantes por los problemas que ocasionan son los que se encuentran afectando al follaje: *Sphaerotheca pannosa*, *Marssonina rosae* y *Phragmidium mucronatum*.

11. Las especies señaladas se encuentran ampliamente distribuidas en las áreas productoras de esta flor, a excepción de *Peronospora sparsa*, que sólo se colectó de invernaderos de Zacualpan, Mor.

VII. G L O S A R I O (Cooke, 1974; Ulloa, 1991).

Acérvulo (del lat. *acervus*, montón, prominencia, en su forma diminuta): agregación pseudoparenquimatosa de hifas a manera de colchoncillo, sobre la que se forman los conidióforos cortos estrechamente unidos en los tejidos (subcutícula, subepidermis o parénquima) de las plantas parasitadas por los hongos que forman estas estructuras. Tipo de fructificación característica de los Melanconiales.

Anfigeno (del gr. *amphi*, de los dos lados, y *gēnos*, origen): que se desarrolla en derredor o de un lado y de otro, en ambas partes o caras.

Autoico, ca (del gr. *autós*, mismo, y *oĩkos*, casa o morada): se dice de los hongos Uredinales (royas) que desarrollan su ciclo de vida en hospedantes correspondientes al mismo género, o incluso a la misma especie.

Cenocítico (del gr. *koinós*, común y *kytos*, célula, hueco): aseptado; talo en el que los núcleos se encuentran incluidos en un citoplasma común, sin estar separados por tabiques o septos transversales.

Clamidospora (del gr. *chlamýs*, *chlamýdos*, la clámide, el vestido o manto protector, y *sporá*, simiente, espora): espora de origen asexual, frecuentemente intercalar, recubierta por una pared celular recia y de tipo perdurante, que funciona como espora de resistencia o de latencia.

Collarcillo (del lat. *collarete*, dim. de *collare*, collar, de *collum*, cuello): estructura en forma de taza o copa en el ápice o porción subterminal de la fiálide de muchos géneros de deuteromicetes, como *Phialophora*.

Conidio (del gr. *kónis*, polvo, e *-ídon*, suf. dim.): también se le llama conidiospora; es una spora asexual, no móvil, generalmente formada en el ápice o en un lado de una célula esporógena especializada. Los conidios pueden ser uni, bi, o pluricelulares, y secos o mucosos, pero nunca se producen dentro de alguna estructura con pared celular rígida o peridio, como sucede con las esporangiosporas. Los conidios son las esporas asexuales de los deuteromicetes, ascomicetes y basidiomicetes.

Conidióforo (del neol. lat. *conidium*, y éste de la forma dim. del gr. *kónis*, polvo, y del gr. *phóros*, portador): hifa simple o ramificada, que se diferencia morfológica y fisiológicamente de una sómica por producir y sustentar conidios; éstos son generados en células especializadas denominadas conidiógenas, que pueden disponerse de manera muy diversa.

Conidioma (del gr. *kónis*, polvo, *-ídon*, suf. dim., y *-oma*, suf. que implica la idea de conjunto): según el criterio adoptado en el libro de Sutton (especialista en Coelomycetes), es cualquier estructura formada por hifas que produzca conidios, ya sea ésta un conidióforo separado, un sinema, un esporodoquio, un acérvulo, o un picnidio.

Dicotómico, ca (del gr. *dichótomos*, cortado en dos, de *témeo*, cortar y *dicha*, en dos): ramificación en que el punto vegetativo se divide en dos equivalentes, de manera que se produce una horcadura de ramas iguales.

Equinulado, da (del neol. lat. *echinulatus*): cubierto con espinas o púas pequeñas y débiles. Se aplica principalmente cuando se trata de estructuras microscópicas o de microorganismos.

Errumpente (del lat. *erumpens, erumpentis*, de *erumpere*, nacer, brotar, y éste de *rumpere*, romper): en micología, se aplica a una estructura esporífera que se abre paso a través del sustrato o del hospedante (cuando el hongo es parásito) y asoma al exterior para liberar las esporas.

Esclerocio (del gr. *sklerós*, duro): estructura de resistencia de tamaño variable, compuesta de una masa de hifas compacta y endurecida, con o sin tejidos del hospedero, generalmente con una corteza oscura, que puede dar origen a conidióforos o micelio.

Esporangióforo (del gr. *sporá*, semilla, espora; y *phóros*, portador): hifa especializada que produce y sostiene uno o varios esporangios.

Esporangio (del gr. *sporá* semilla, espora; *angeṓn*, vaso recipiente, y del suf. dim. lat. *-olum*, pequeño): esporangio pequeño que contiene pocas esporas, y a veces solo una.

Esporodoquio (del gr. *sporá*, semilla, espora, y *docheṓn*, recipiente): masa compacta de hifas cortas que constituye un estroma en forma de cojinete; en los extremos de dichas hifas se producen las esporas. Esta fructificación, o esporóforo asexual, es característica de los hongos deuteromicetes de la familia Tuberculariaceae, como *Fusarium*.

Estroma (del gr. *strōma*, lecho, alfombra, colchón, almohadilla): masa compacta de hifas somáticas en forma de almohadilla, constituida de hifas y tejidos hospederos, sobre la cual o dentro de la cual se producen comúnmente hifas fértiles que generan órganos productores asexuales o sexuales, como los esporodoquios, los picnidios, los peritecios, los apotecios, etc.

Fiálide (del gr. *phialís*, dim. de *phiále*, pequeño vaso o pomo): tipo de célula conidiógena, en forma de botella, que produce conidios blásticos, (fialoconidios o fialosporas) en sucesión basípeta.

Fialospora (del gr. *phialís*, dim. de *phiále*, vaso, botella, y *sporá*, semilla, espora): espora de reproducción asexual, formada por abstricción en el ápice de una fiálide.

Flexuoso (del lat. *flexuosus*, torcido, tortuoso): torcido o doblado alternadamente en direcciones opuestas.

Heteroica (del gr. *héteros*, otro, uno distinto, y *oikos*, casa o morada): hongo parásito que desarrolla una parte de su ciclo de vida en un hospedante, y otra parte en otro hospedante de distinta especie.

Hialino (del lat. *hyalinus*, y éste del gr. *hyálinos*, de *hýalos*, cristal): transparente incoloro, claro.

Hifa (del gr. *hyphé*, tejido, tela de araña, hifa): filamento tubular que representa la unidad estructural de la mayoría de los hongos. Las hifas pueden ser somáticas o fértiles y de su diferenciación se deriva una gran diversidad de estructuras relacionadas con las funciones asimilativas y reproductivas, incluyendo, por

ejemplo, los rizoides, estolones, haustorios, apresorios, y toda una amplia gama de esporóforos asexuales y sexuales, como los esporangióforos, conidióforos, ascocarpos y basidiocarpos, todos ellos manifestándose en muy diversas modalidades dependiendo de las especies.

Higroscópico (del gr. *hygrós*, mojado, húmedo, y *skópein*, de *skopiáo*, observar, ver): que absorbe agua del ambiente fácilmente, por lo que se vuelve suave y expandido para facilitar la dispersión de las esporas.

Macrocíclica (del gr. *makrós*, grande, y *kyklikós*, circular, cíclico): se dice de la especie de royas (Uredinales) con el ciclo de vida largo, que comprende cinco fases o estadios de desarrollo (espermacios, eciosporas, uredosporas, teliosporas y basidiosporas).

Macroconidio (del gr. *makrós*, grande; *kónis*, polvo, e *-idion*, suf. dim.): conidio o espora de reproducción asexual, que se distingue del microconidio tanto por su tamaño como por ser pluricelular. Característico de *Fusarium*.

Micelio (del neol. lat. *mycelium*, y éste del gr. *mýkes*, hongo): conjunto o masa de hifas que constituye el cuerpo o talo de un hongo.

Microconidio (del gr. *mikrós*, pequeño; *kónis*, polvo, e *-idion*, suf. dim.): se refiere a un conidio pequeño, generalmente unicelular. Característico de *Fusarium*.

Paráfisis (del gr. *paráphysis*, retoño, de *pará*, al lado, y *phýsis*, acción de brotar, nacer, un crecimiento): estructuras estériles, derivadas de hifas, que se disponen entremezcladas con las ascas o basidios (según el caso) en el himenio.

Parásito (del gr. *parásitos*, de *pará*, junto y *sītos*, pan, alimento; que se alimenta junto a otro): organismo generalmente heterótrofo que se nutre a expensas de organismos vivos, ya sea de plantas o de animales.

Patógeno (del gr. *páthos*, enfermedad, y *génos*, origen, de *gennáo*, engendrar, producir): organismo capaz de producir una enfermedad.

Pedicelo (del lat. *pedicellus*, dim. de *pediculus*, que lo es de *pes*, *pedis*, pie; aquí, soporte): pequeño tallo o sustentáculo de esporas, esporangios, cistidios, ascas, etc.

Picnidio (del neol. lat. *pycnidium*, y éste del gr. *pyknós*, denso, apretado, concentrado y del suf. dim. *-ídion*): cuerpo fructífero asexual, generalmente de forma esférica o de botella, hueco, forrado internamente de conidióforos. Tipo de fructificación característico de los Sphaeropsidales.

Telio (del neol. lat. *telium*, del gr. *télos*, *téleos*, fin o término): en los hongos parásitos de plantas denominadas royas y carbones (Uredinales y Ustilaginales), corresponde al grupo de células binucleadas o soro (teleutosoro) que produce teliosporas, las cuales son esporas de resistencia. Los telios de las royas son un estado del ciclo de vida que siempre está presente, no así los espermogonios, ecios y uredios que pueden faltar en dicho ciclo, según las especies de que se trate.

Teliospora (del gr. *teleuté*, acabamiento, fin; o de *télos*, *téleos*, fin o término, y *sporá*, semilla, espora): espora de latencia, unicelular o multicelular, binucleada, con pared gruesa, producida en un telio, característica de las royas y carbones (Uredinales y Ustilaginales). En las teliosporas, también llamadas teleutosporas, es

donde ocurre la cariogamia y la meiosis, cuando por germinación se origina el aparato basidial.

Unilocular (del lat. *unus*, uno, y *loculus*, dim. de *locus*, cavidad): con una cavidad.

Uredio (del neol. lat. *uredium*, de *uredo*, roya) también se denomina uredinio y uredosoro; es cada una de las pustulitas, de color ocre o rojo óxido, que produce uredosporas, y que forman los hongos Uredinales (royas) en los tejidos de la planta infectada.

Uredospora (voz híbrida, grecolatina, del lat. *uredo*, roya, y del gr. *sporá*, simiente, espora): las uredosporas son esporas binucleadas, unicelulares, sésiles o pediceladas, que se forman en los uredios de los hongos Uredinales o royas.

VIII. LITERATURA CITADA

- Ainsworth, C. G., K. F. Sparrow y S. A. Sussman (Eds.), 1973. *The Fungi. An Advanced Treatise Vol. IV B. A Taxonomic Review with Keys: Basidiomycetes and Lower Fungi*. Academic Press, Nueva York.
- Alexopoulos, C. J. y C. W. Mims, 1979. *Introductory Mycology*. 3a. ed. John Wiley and Sons, Nueva York.
- Anónimo, 1991. *Ornamental Crops. National Market Trends*. USDA-C DFA.
- Arthur, J. C., 1962. *Manual of the Rusts in United States and Canada*. Hafner, Nueva York.
- Baayen, R. P. y D. M. Elgersma, 1985. Colonization and histopathology of susceptible and resistant carnation cultivars infected with *Fusarium oxysporum* f. sp. *dianthi*. *Neth. J. Pl. Path.* 91: 119 - 135.
- Barnett, H. L. y B. Hunter, 1972. *Illustrated Genera of Imperfect Fungi*, 3a. ed. Burges Publishing Company, Minneapolis.
- Bender, C. L. y D. L. Coyier, 1982. Identification of five races of *Sphaerotheca pannosa* var. *rosae*. *Phytopathology* 72: 983.
- Besemer, S. T., 1988. *Claveles*. In :Larson, R. A.(Ed.). *Introducción a la Floricultura*, A. G. T. Editor, México, D. F.

- Boesewinkel, H. J., 1977. Identification of Erysiphaceae by conidial characteristics. *Rev. Mycol.* 41: 493 - 507.**
- Boesewinkel, H. J., 1980. The morphology of the imperfect states of powdery mildews (Erysiphaceae). *Bot. Rev.* 46: 167 - 224.**
- Booth, C., 1971. *The Genus Fusarium*. Commonwealth Mycological Institute, Kew.**
- Carrión, G. y M. Galván, 1984. Hongos fitopatógenos del estado de Veracruz, Uredinales, III. *Bol. Soc. Mex. Mic.* 19: 15 - 64.**
- Cole, G. T. y B. Kendrick, 1973. Taxonomic studies of *Phialophora*. *Mycologia* 65: 661 - 668.**
- Coley-Smith, J. R., K. Verhoeff y W. R. Jarvis, 1980. *The Biology of Botrytis*. Academic Press, Londres.**
- Cooke, B. W., 1974. Terminology of the Fungi Imperfecti. *Mycopathol. Mycol. Appl.* 53: 45 - 67.**
- Coyier, D. L., 1983. Control of rose powdery mildew in the greenhouse and field. *Plant Dis.* 67: 919 - 923.**
- Cummins, G. B. e Y. Hiratsuka, 1983. *Illustrated Genera of Rust Fungi*. Amer. Phytopathol. Soc., St. Paul.**

- Dickinson, C. H. y J. A. Lucas, 1987. *Patología vegetal y patógenos de plantas*. Limosa, México, D. F.
- Ellis, M. B., 1971. *Dematiaceous Hyphomycetes*. Commonwealth Mycological Institute, Kew.
- Ellis, M. B., 1976. *More Dematiaceous Hyphomycetes*. Commonwealth Mycological Institute, Kew.
- Espinoza, M. A., 1973. *Estudios preliminares sobre la marchitez y pudrición del tallo del clavel (*Dianthus caryophyllus* L.) en Villa Guerrero, México*. Tesis de Maestría en Ciencias, Colegio de Postgraduados, Chapingo, México.
- Hanlin, R. T. y M. Ulloa, 1988. *Atlas of Introductory Mycology*. 2a. ed. Hunter Textbooks, Winston-Salem.
- Hasek, R. F., 1988. *Rosas*. In: Larson, R. A. (Ed.). *Introducción a la Floricultura*. A. G. T. Editor. México, D. F.
- Herreros, L. M., 1979. *Enfermedades fúngicas del clavel*. Ministerio de Agricultura, Madrid.
- Hennen, J. F. y G. B. Cummins, 1967. The Mexican species of *Uromyces* (Uredinales). *Southwest Nat.* 12: 146 - 155.
- Hood, J. R. y R. N. Stewart, 1957. Factors affecting symptom expression in *Fusarium* wilt of *Dianthus*. *Phytopathology* 47:173 - 178.

- Horst, R. K., 1983. *Compendium of Rose Diseases*. Amer. Phytopathol. Soc., St. Paul.
- Jarvis, W. R., 1980. *Taxonomy*. In: Coley-Smith, J. R., K. Verhoeff y W. R. Jarvis (Eds.). *The Biology of Botrytis*. Academic Press. Nueva York.
- Lamas, N. M. A., 1978. *Identificación de hongos fitopatógenos y descripción de las enfermedades que causan sobre plantas ornamentales de Xochimilco*. D. F. Tesis de Licenciatura, Universidad Autónoma Chapingo, México.
- Lamas, N. M. A., 1987. *Identificación y control del agente causal de una cancrrosis en tallos de rosal*. Tesis de Maestría en Ciencias, Colegio de Postgraduados, Chapingo, México.
- León-Gallegos, H. M. y G. B. Cummins, 1981. *Uredinales (Royas) de México*. INIA, SARH, Culiacán.
- López, A. G. F., 1984. *Manejo de hongos fitopatógenos*. Universidad Autónoma Chapingo, Chapingo, México.
- Lozoya-Saldaña, H., 1989. *Diagnóstico de enfermedades de plantas*. Universidad Autónoma Chapingo. Chapingo, México.
- Matta, A., A. Garibaldi y G. Gullino, 1976. Indagini sui seccumi del legno della Rosa in Piemonte e in Liguria. *Rev. Patol. Veg.* 12: 5 - 19

- Moreau, P. C., 1963. Morphologie comparée de quelques *Phialophora* et variations de *P. cinerescens* (Wr.) van Beyma. *Rev. Mycol.* 28: 260 - 275.
- Morgan, D. J., 1971. Numerical taxonomic studies of the genus *Botrytis* I. The *B. cinerea* complex. *Trans. Brit. Mycol. Soc.* 56: 319 - 325.
- Morgan, D. J., 1971. Numerical taxonomic studies of the genus *Botrytis* II. Other *Botrytis* Taxa. *Trans. Brit. Mycol. Soc.* 56: 327 - 335.
- Narro, R. J. C., 1991. *Problemática y perspectivas de la exportación de flores de corte de México*. Memorias del IV Congreso Nacional de Horticultura. Saltillo, Coahuila.
- Niedbalski, C. M., G. A. Chastagner, M. Aragaki, R. Baker, L. M. Daughtrey, R. H. Lawson, J. D. MacDonald, J. F. Tamman y G. L. Worf, 1988. Current and future research directions of ornamental pathology. *Plant Dis.* 72: 926 - 934.
- Núñez, C. R. D., 1978. *Estudio sobre control biológico de Fusarium roseum (Lk.) Snyder & Hansen, causante principal de la dormilona del clavel en Villa Guerrero, Méx.* Tesis de Maestría en Ciencias, Colegio de Postgraduados, Chapingo, México.
- Ogoshi, A. 1972. Grouping of *Rhizoctonia solani* Kuhn with hyphal anastomosis. *Ann. Phytopathol. Soc. Jpn.* 38: 117 - 122.
- Parmeter, J. R. (Ed.), 1970. *Rhizoctonia solani, Biology and Pathology*. University of California Press, Berkeley.

- Pirone, P., 1978. *Diseases and pests of ornamental plants*. Fifth edition. Wiley-interscience, Nueva York
- Romero, C. S., 1988. *Hongos Fitopatógenos*. Universidad Autónoma Chapingo, México.
- Snell, W. H. y E. A. Dick, 1957. *A Glossary of Mycology*. Harvard University Press, Cambridge.
- Snyder, W. C. y N. H. Hansen, 1945. The species concept in *Fusarium* with reference to *Discolor* and other sections. *Amer. J. Bot.* 32: 657 - 666
- Sutton, B. C., 1980. *The Coelomycetes. Fungi Imperfecti with Pycnidia, Acervuli and Stromata*. Commonwealth Mycological Institute, Kew.
- Talbot, P. H. B., 1970. *Taxonomy and nomenclature of the perfect state*. In: Parmeter, J. R. (Ed.). *Rhizoctonia solani, Biology and Pathology*. University of California Press, Berkeley.
- Trujillo, E., R. Shimabuku, C. A. Cavin y M. Aragaki, 1988. *Rhizoctonia solani*, anastomosis grouping in carnation fields and their pathogenicity to carnation. *Plant Dis.* 72: 863 - 865.
- Tuite, J., 1981. *Methods in Plant Pathology*. Commonwealth Mycological Institute, Kew.

Ulloa, M., 1991. *Diccionario Ilustrado de Micología*. Instituto de Biología, Universidad Nacional Autónoma de México, México.

Wheeler, B. E. J., 1978. *Powdery mildews of ornamentals*. In: Spencer, D. M. (Ed.). *The Powdery Mildews*. Academic Press, Londres.

Yamamoto, D. T. y J. Y. Uchida, 1982. Rapid nuclear staining of *Rhizoctonia solani* and related fungi with acridine orange and with safranin. *Mycologia* 74: 145 - 149.

LÁMINAS

Lámina I. Sitios de recolección de los hongos patógenos de claveles en el estado de Morelos. a: *Alternaria dianthi*; b: *Botrytis cinerea*; c: *Fusarium oxysporum* f. sp. *dianthi*; d: *Fusarium roseum*.

Lámina II. Sitios de recolección de los hongos patógenos de claveles en el estado de Morelos. e: *Phialophora cinerescens*; f: *Rhizoctonia solani*; g: *Uromyces dianthi*.

Lámina III. Sitios de recolección de los hongos patógenos de rosas en el estado de Morelos. a: *Marssonina rosae*; b: *Phragmidium mucronatum*; c: *Coniothyrium fuckelii*; d: *Sphaerotheca pannosa*.

Lámina IV. Sitios de recolección de los hongos patógenos de rosas en el estado de Morelos. e: *Peronospora sparsa*; f: *Botrytis cinerea*.

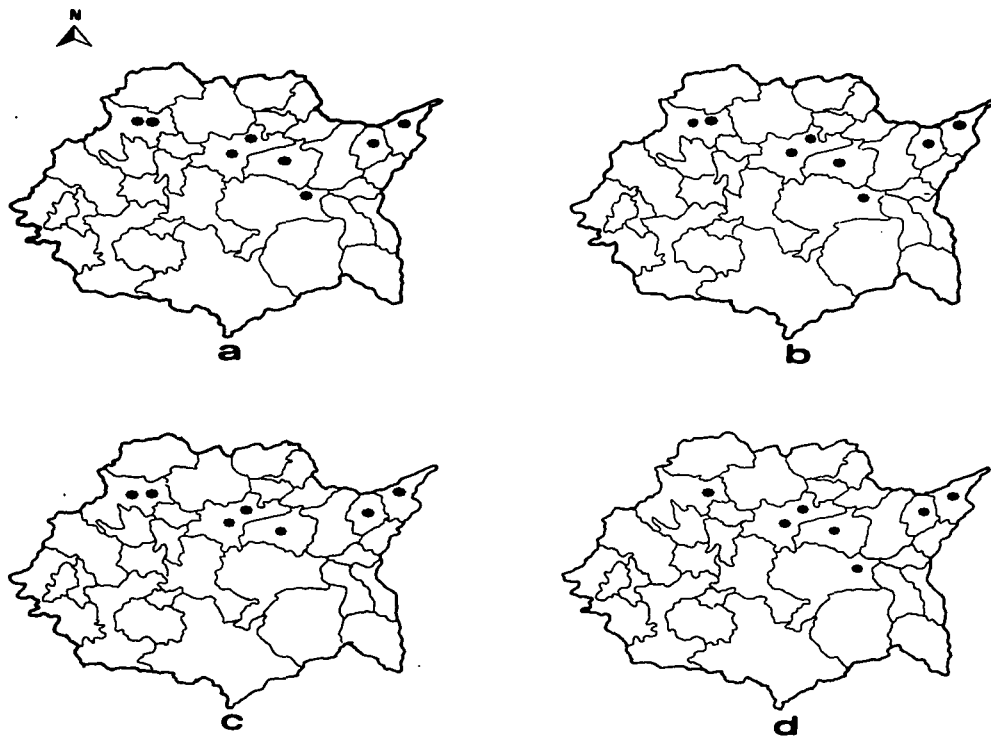


Lámina I. Sitios de recolección de los hongos patógenos de claveles en el estado de Morelos. a: *Alternaria dianthi*; b: *Botrytis cinerea*; c: *Fusarium oxysporum* f. sp. *dianthi*; d: *Fusarium roseum*.

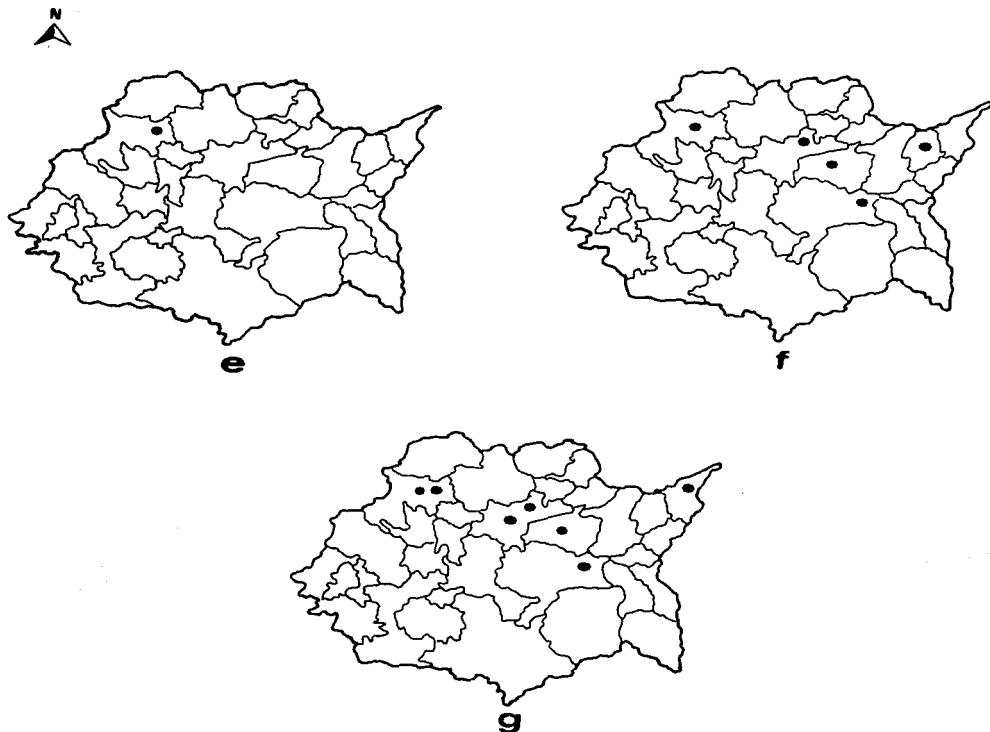


Lámina II. Sitios de recolección de los hongos patógenos de claveles en el estado de Morelos. e: *Phialophora cinerescens*; f: *Rhizoctonia solani*; g: *Uromyces dianthi*.

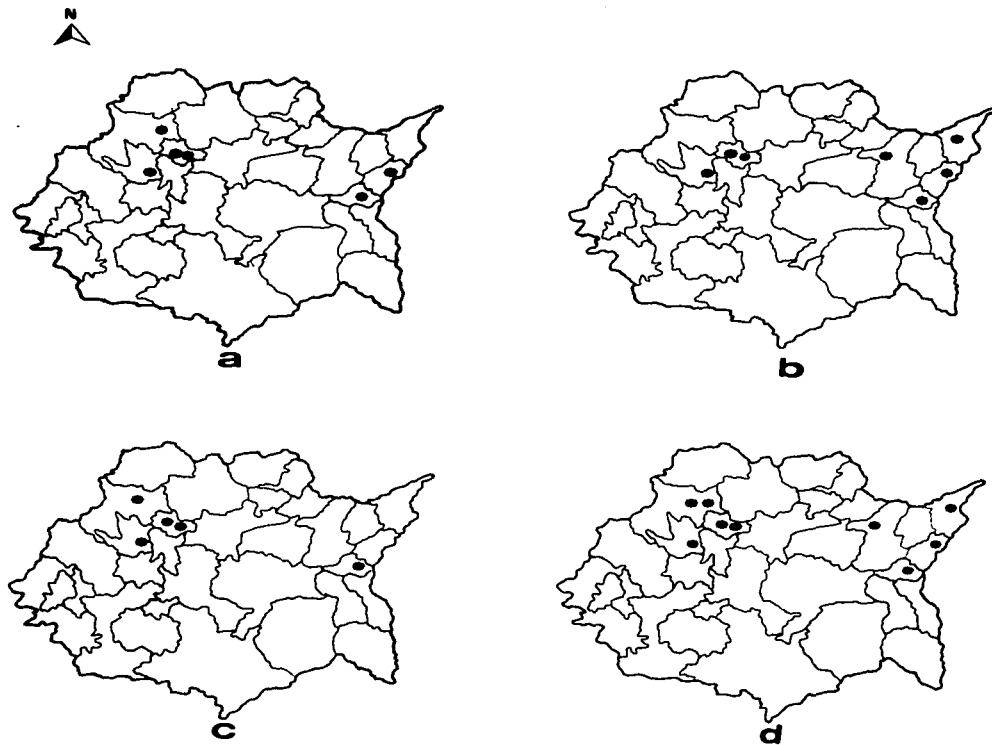


Lámina III. Sitios de recolección de los hongos patógenos de rosas en el estado de Morelos. a: *Marssonina rosae*; b: *Phragmidium mucronatum*; c: *Coniothyrium fuckelii*; d: *Sphaerotheca pannosa*.

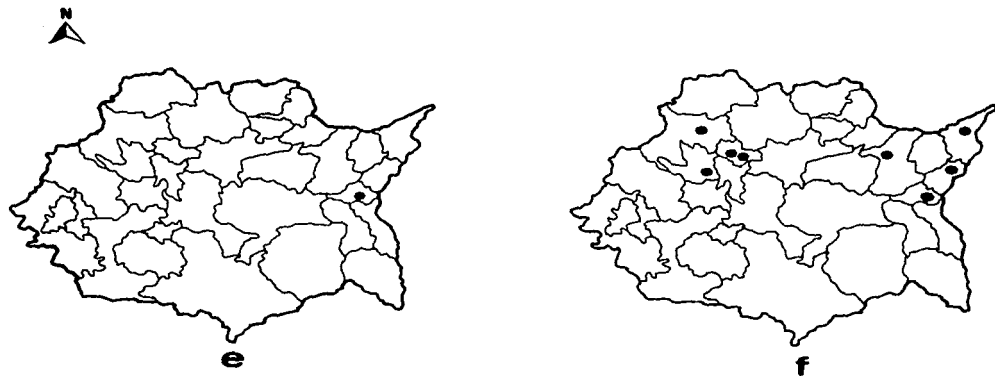


Lámina IV. Sitios de recolección de los hongos patógenos de rosas en el estado de Morelos. e: *Peronospora sparsa*; f: *Botrytis cinerea*.