

# Hongos patógenos del garambullo *Myrtillocactus geometrizan* (Mart. ex. Pfeiff.) Console en Mexquitic de Carmona, San Luis Potosí, México

Clara T. Monreal-Vargas, Edith Espitia Méndez, Ofelia Escandón Quiroz

Facultad de Agronomía

Universidad Autónoma de San Luis Potosí

San Luis Potosí, S. L. P., México

[clara.monreal, edith.espitia, ofescandon]@uaslp.mx

**Abstract**— In Mexquitic of Carmona, a small town in San Luis Potosi, the garambullo is a cactus, source of significant income for the families who live there; therefore they have increased cropping it. In 2011, a large number of severely ill and unproductive garambullos was observed. It is very important to know the garambullo's pathogens to preserve it from disease. Four fungal diseases were identified: "Fish eye" by *Fusarium oxysporum-Colletotrichum gloeosporioides* complex; dry rot by *F. oxysporum*; gray crust by *Phoma* sp, and anthracnose by *C. gloeosporioides*. Also *Monilia* sp. and *Phoma epicoccina* epidermal fungi were identified. 70% of garambullos from 1.5 to 2.5 m were simultaneously affected by the "fisheye", anthracnose and gray crust.

**Keyword**— *Ascomycetes, cacti, rots, anthracnose, fungal diseases*

**Resumen**— En Mexquitic de Carmona, San Luis Potosí, el garambullo es una cactácea, fuente de ingresos económicos importantes para las familias que viven ahí, por lo que han incrementado su cultivo. En 2011, se observó una gran cantidad de garambullos severamente enfermos e improductivos. Es de gran importancia conocer a los patógenos del garambullo para evitar sus daños y conservarlo. Se identificaron cuatro enfermedades fúngicas: "Ojo de pescado" por el complejo *Fusarium oxysporum-Colletotrichum gloeosporioides*, pudrición seca por *F. oxysporum*, costra gris por *Phoma* sp. y antracnosis por *C. gloeosporioides*. También se identificaron los hongos epidermales *Monilia* sp. y *Phoma epicoccina*. El 70 % de los garambullos de 1.5 a 2.5 m fueron afectados simultáneamente por el "ojo de pescado", la antracnosis y la costra gris.

**Palabras claves**— *Ascomycetes, cactáceas, pudriciones, antracnosis, enfermedades fúngicas*

## I. INTRODUCCIÓN

El garambullo *Myrtillocactus geometrizans* es una cactácea endémica de México, distribuida en los estados de Hidalgo, Guanajuato Michoacán, Jalisco, San Luis Potosí, Zacatecas, Tamaulipas, Nuevo León, Estado de México, Puebla, Veracruz, Guerrero y Oaxaca [1]. Es un cactus columnar con una densa ramificación de tallos muy gruesos sobre un tallo principal dando la apariencia de un árbol, puede alcanzar varios metros de altura y una considerable envergadura. Los tallos encorvados hacia arriba son de color verde azulado con costillas hundidas en un número de entre 5 ó 6, con areolas bastante separadas unas de otras que portan espinas oscuras, cortas, pero extremadamente fuertes y punzantes cuando el ejemplar es adulto. Las flores son tubulares de color blanco verdoso y producen frutos comestibles del tipo baya, de color azul-rojizo [2, 3].

Desde la época prehispánica, los diversos grupos étnicos de las regiones semiáridas los recolectaban para su consumo, y en la actualidad en varias localidades ubicadas en el desierto chihuahuense sigue siendo fuente de alimento, además de tener otros usos. Las flores se comen "capeadas" y fritas; los frutos frescos y en algunos lugares se transforman en licor, mermelada, almíbar, nieve y pasas. Con los tallos se obtiene un té para controlar la tos, se hacen silos para almacenar rastrojos de maíz, se utilizan como leña, cerca viva, para la construcción de vivienda y planta ornamental [3, 4]. Sin embargo, en la

mayoría de los estados antes citados, esta planta se desarrolla de manera silvestre y solo se cultiva en traspatios y huertos familiares con densidades que fluctúan entre 50 a 250 plantas/ha. La producción en condiciones silvestres es relativamente baja, inferior a 500kg/ha, y de toda la producción sólo se cosecha entre el 35 y el 70%, esto por la dificultad para efectuar dicho proceso [5, 6]. A pesar de esta problemática, en diversas comunidades como en la de Zapotitlán del Valle de Tehuacán, Puebla y en la de Mexquitic de Carmona, San Luis Potosí (SLP); el garambullo es una fuente de ingresos económicos importantes para las familias que viven ahí, por la que han incrementado el cultivo de esta cactácea.

Las cactáceas son las plantas que mejores mecanismos de resistencia han desarrollado al estrés abiótico y biótico, motivo por el cual éstas no presentan muchas enfermedades microbianas que afectan su sobrevivencia. Sin embargo en condiciones de cultivo en campo abierto o en sistemas protegidos éstas llegan a ser susceptibles principalmente a hongos fitopatógenos de las clase Ascomycetes, entre los que destacan los géneros *Fusarium*, *Colletotrichum*, *Phyllosticta*, *Mycosphaerella*, *Alternaria*, *Phoma*, *Cladosporium*, *Verticillium*, *Phymatotrichum*, *Septoria*, *Botrytis*, *Didymosphaeria*, *Lepthosphaeria* *Nigrospora*; y a los Oomicetes *Phytophthora* y *Pythium* [7, 8], los cuales causan pérdidas en el rendimiento y calidad de fruto.

En particular para el garambullo solo se cuenta con el registro de enfermedades en Zapotitlán. En 2003, en esta localidad el garambullo fue severamente afectado por dos enfermedades denominadas “ojo de pescado” y costra gris causadas respectivamente por los hongos *Mycosphaerella* sp y *Didymosphaeria* spp. Además se identificaron otros patógenos menos importantes como el hongo *Cacumisporium* sp y la bacteria *Erwinia cacticida* [9]. En Mexquitic, en 2011, se observó una gran cantidad de plantas adultas de garambullo severamente dañadas, así como jóvenes que ya presentaban síntomas similares a los descritos para las enfermedades fúngicas referidas en Zapotitlán. Es de gran importancia conocer a los patógenos del garambullo para poder conservarlo, debido a que además de tener el potencial para ser incorporado al comercio nacional e internacional y convertirse en un recurso agrícola con fines de alimentación e industrialización, es una planta que en las regiones semiáridas ayuda a controlar la erosión, infiltrar agua de lluvia, proporcionar alimento y refugio a fauna silvestre, en especial para diversas especies de pájaros [10], entre otras funciones ecológicas. Se plantea la hipótesis de que los patógenos causantes de las enfermedades del garambullo en San Luis Potosí, son hongos de la clase Ascomycetes. El objetivo es identificar la etiología y evaluar la incidencia de las enfermedades que afectan al garambullo en Mexquitic de Carmona, San Luis Potosí.

## II. MATERIALES Y MÉTODOS

### A. Área de estudio

El área de estudio se localiza en Mexquitic de Carmona, SLP; entre 22°12'20.76 de latitud norte y 101°06'08.62 de longitud occidental, y altitud 2031 msnm. El clima es semiárido con lluvias en verano-otoño, temperatura anual de 25 °C y una precipitación de 380 mm/año. La vegetación predominante es matorral desértico crasicale, y el tipo de suelo leptosol [11,12]

### B. Evaluación de incidencia de las enfermedades en campo, y colecta de muestra

El trabajo se realizó en cinco predios, dos de 2500 y tres de 5000 m<sup>2</sup>. Se utilizó un diseño de muestreo de cinco oros con las respectivas parcelas de trabajo de 15\*15 a 15\*35 m según el tamaño del predio. En cada una de ellas se reconoció el número de enfermedades por la sintomatología observada, se efectuaron los registros fotográficos y se determinó el por ciento de incidencia para cada enfermedad, contando el número de plantas enfermas con relación al total. Con base en la sintomatología registrada se seleccionaron y se recolectaron ramas de 20 cm que presentaron diferentes daños. Se colectaron cinco muestras por parcela de trabajo, y en total fueron 25 por enfermedad. Las muestras se depositaron en bolsas de papel glase y se transportaron a la Facultad de Agronomía de la UASLP.

### C. Análisis de las muestras y cumplimiento de los Postulados de Koch

Para cada una de las enfermedades registradas en campo se procedió a efectuar la metodología y técnicas microbiológicas con las que se pueden cumplir los postulados de Koch [13]

- Primer postulado de Koch (asociación del microorganismo patógeno con la enfermedad por observación directa en los tejidos enfermos). Del material de campo que presentó alguna evidencia o signos de un posible patógeno se obtuvieron cortes con una navaja nueva de rasurar, y con una aguja de disección se depositaron de 4 a 5 cortes en portaobjetos que tenían una gota de azul de algodón en lactofenol para su observación con un microscopio compuesto de campo claro Carl Zeiss, con ampliaciones en diámetros de 100, 400 y 1000x. Otra técnica fue la inducción de cuerpos fructíferos y esporulación por exposición de fragmentos de tejidos dañados a alta humedad, a través de su colocación en una cámara húmeda hecha con una bolsa de plástico y papel secante humedecido con agua estéril, e incubación a temperatura ambiente por 4 a 8 días.
- Segundo Postulado de Koch (aislamiento e identificación del patógeno). Se obtuvieron fragmentos de tejidos dañados de 1cm<sup>2</sup> los cuales se desinfectaron con hipoclorito comercial al 10% por 40 min. Después de enjuagarse con agua estéril, se sembraron en cajas petri con medio de cultivo Papa-Dextrosa-Agar (PDA) acidulado con ácido láctico o adicionado con sulfato de estreptomycin y oxitetraciclina comercial. Las cajas se incubaron en una cámara de crecimiento a 28 °C por 4 a 8 días. La identificación se sustentó en las estructuras microscópicas características para géneros y especies. Éstas se obtuvieron a partir de colonias con 6 a 8 días de desarrollo, se tiñeron con azul de algodón en lactofenol y se observaron con un microscopio compuesto de campo claro Carl Zeiss, con ampliaciones en diámetros de 100, 400 y 1000x. Los géneros se identificaron con las claves de H. L. Barnett y B. B. Hunter [14], S. Romero [15], R. T. Hanlin [16, 17].
- Obtención de cepas puras. Después de identificar los géneros potencialmente patógenos, a partir de los primeros aislamientos se obtuvieron las cepas puras por las técnicas de siembra: dilución y extensión, así como repique en PDA con sulfato de estreptomycin y oxitetraciclina.
- Tercer postulado de Koch (pruebas de patogenicidad). Se obtuvieron brotes de garrambullos sanos de un tamaño de 20 a 30 cm, que se sembraron en macetas. Después de un mes de enraizamiento se inocularon con los posibles patógenos, utilizando dos técnicas: la técnica 1 consistió en hacer heridas verticales con una navaja e introducir con una asa estéril un fragmento de la colonia pura, cubrir con un algodón humedecido con agua estéril y mantenerlo en estas condiciones hasta la exhibición de síntomas. La técnica 2 consistió en preparar un inóculo constituido por una suspensión de una porción de la colonia, ajustando la concentración correspondiente a la turbidez del tubo número 3 de la escala de McFarland [18]. Se hicieron heridas con carborundum de 400 mallas por frotamiento con un hisopo estéril humedecido con el inóculo. También se cubrió con un algodón humedecido con agua estéril y se mantuvo en estas condiciones hasta la exhibición de síntomas. Las plantas continuaron su desarrollo a temperatura ambiente bajo una malla sombra por dos años. Por cada patógeno y tipo de técnica se utilizaron tres plantas y el testigo respectivo al que solo se le hicieron las heridas y se le puso agua estéril.
- Cuarto postulado de Koch (reaislamiento del patógeno de las plantas inoculadas que desarrollaron la enfermedad). Después de que las plantas desarrollaron los síntomas característicos de la enfermedad, se volvió a efectuar la misma metodología descrita para el segundo postulado de Koch.

### III. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

#### A. Enfermedades registradas en campo por sintomatología

Enfermedad 1. Inicia con manchas circulares de color beige que se transforman a manchas con anillos concéntricos de color naranja pálido. Posteriormente el centro de las manchas adquiere un aspecto de costra de color negro. Las múltiples manchas coalescen y las costras de color negro aumentan hasta cubrir ramas completas. Finalmente el tejido se daña internamente y se presenta una pudrición seca que mata a las ramas (Figura 1). Esta enfermedad fue similar a la conocida como “ojo de pescado”



Fig. 1. Síntomas de la enfermedad “ojo de pescado”

Enfermedad 2. Inicia con pequeñas lesiones blanco ostión, ligeramente abultadas, de consistencia seca y áspera. Estas lesiones aumentan de tamaño y adquieren un aspecto de costras color gris plata a gris oscuro. Dañan la epidermis y también se extienden sobre todas las ramas (Figura 2). Estos síntomas son parecidos a los de la “costra gris”.

Enfermedad 3. Se caracteriza por manchas de color café de aspecto aceitoso, al madurar se vuelven oscuras con finos bordes rojizos y el centro de aspecto polvoso blanco ostión (Figura 3).

Enfermedad 4. Presenta sobre la epidermis un crecimiento de aspecto blanco polvoso inicialmente en forma de manchas circulares, ésta se extienden, coalescen y cubren grandes áreas de las ramas. También se desarrolla sobre frutos (Figura 4). Por su aspecto macroscópico se le denominó “cenicilla”.



Fig. 2. Síntomas de la enfermedad “costra gris”

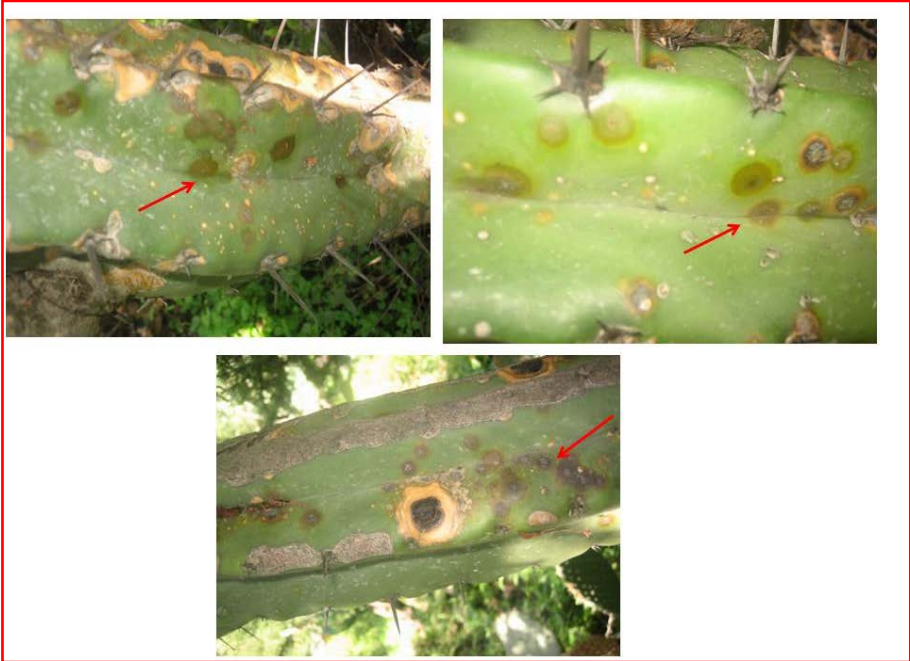


Fig. 3. Síntomas de la enfermedad identificada como “antracnosis”



Fig.4. Síntomas de “cenicilla”

Enfermedad 5. Inicia con una capa fina de color gris oscuro sobre la epidermis de las ramas, aumenta de grosor y adquiere un color negro y finalmente se observan como capas densas de aspecto polvoso negro (Figura 5). El aspecto es similar a las enfermedades denominadas “fumaginas”.



Fig. 5. Síntomas de la enfermedad “fumagina”

## B. Cumplimiento de los Postulados de Koch

- Enfermedad 1 y Enfermedad 3. La asociación del patógeno para la enfermedad 1, sólo se pudo establecer por cámara húmeda en la cual se desarrolló después de 6 días, un crecimiento fúngico blanco pionatal. Las observaciones al microscopio exhibieron micelio hialino septado, abundantes conidias hialinas unicelulares no septadas de forma elipsoidal, y pocas macroconidias fusiformes, largas, moderadamente curvadas en forma de hoz y con tres septos. En el medio de PDA adicionado con antibióticos, se desarrollaron dos tipos de colonias fúngicas, una de color blanco que cambió a rosado-durazno por el anverso y con un ligero tinte rojo-violeta al reverso. La otra colonia fue radial, al anverso de color lila, aspecto veloso y al reverso de color oscuro. En las preparaciones microscópicas de la primera colonia, se observaron las mismas estructuras antes descritas, con excepción de que las macroconidias se presentaron en mayor cantidad y con tres a cinco septos, además de las filalides cortas que se afilan hacia la punta con collaretes poco definidos, tanto simples como en agrupaciones ramificadas. Después de 10 días se desarrollaron las clamidosporas simples y en pares. Con estas estructuras se identificó a *Fusarium* y de acuerdo a la guía de C. Booth [19], la especie es *oxysporum* (Figura 6). En las preparaciones de la segunda colonia se observaron abundantes conidias unicelulares, no septados, cilíndricos, rectas y con los extremos redondeados, además de tejido estromático oscuro del que se desarrollan setas aisladas con septo en la base (Figura 7). De acuerdo con Weir y col. [20], estas características corresponden a *Colletotrichum gloeosporioides*. En el caso de *F. oxysporum*, la prueba de patogenicidad fue positiva con ambas técnicas y el período de incubación fue de ocho días. Los síntomas similares a los observados en campo se desarrollaron hasta los 90 días, con excepción que no se formó en el centro de las manchas la costra de color negro (Figura 8A). De estas lesiones se reaisló en PDA a *F. oxysporum*. También se obtuvieron resultados positivos de las pruebas de patogenicidad con *C. gloeosporioides*, y sorprendentemente se desarrollaron manchas circulares oscuras de aspecto aceitoso, en un período de incubación de 8 a 12 días. Estas lesiones son muy similares a las descritas para la enfermedad 3. Después de 90 días, las manchas oscuras adquieren color negro-rojizo, centro deprimido y bordes café claro (Figura 8B). De estas lesiones se reaisló en PDA a *C. gloeosporioides*. Al efectuar el procedimiento metodológico para cumplir con los postulados de Koch para la enfermedad 3, corroboramos que ésta es causada por *C. gloeosporioides*. Las plantas inoculadas con *F. oxysporum*, después de dos años formaron los síntomas similares a los de campo, incluyendo el desarrollo de los centros negros. Además el brote de una de estas plantas presentó una mancha con anillos concéntricos y el inicio del centro oscuro (Figura 9). De estas lesiones se reaisló a *F. oxysporum* y a *C. gloeosporioides*, lo cual indicó una infección natural por las esporas de *C. gloeosporioides* que se dispersan fácilmente por el aire hacia plantas contiguas. Esto nos indica que las manchas circulares de color beige que se transforman a manchas con anillos concéntricos de color naranja pálido son causadas por *F. oxysporum* y que el centro negro por *C. gloeosporioides*. En ninguna de las facetas de este estudio se logró observar el teleomorfo de estos hongos. Este resultado contrasta con los hallazgos de Cruz-Santos [9] que estableció como agente etiológico de la enfermedad “ojo de pescado” en Zapotitlan, al hongo *Mycosphaerella*; sin embargo en las pruebas de patogenicidad que realizó, no logró los síntomas parecidos a los observados en campo; a diferencia del presente trabajo en el que si se obtuvieron éstos síntomas después de dos años. Se establece que en Mexquitic, la enfermedad similar al “ojo de pescado” es causada por el complejo patogénico *F. oxysporum*-*C. gloeosporioides*. Estos dos hongos pertenecen a la clase Ascomycetes y han sido referidos como patógenos en otras cactáceas. *Fusarium oxysporum* f. sp *opuntiarum* causa una pudrición seca en *Echinocactus grusonii* [21] con síntomas similares a los

obtenidos con las pruebas de patogenicidad en garmbullo. Kim y col [22] establecieron que *C. gloeosporioides* afectó severamente en Taiwan a los cactus ornamentales *Gymnocalcium mihanovichii* y *Chamaecereus silvestrii*, y en las pruebas de patogenicidad provocaron daño en otros cactus como *Hylocereus trygonus* originarios de Taiwan y México, así como en los cactus mexicanos *M. geometrizans*, *Cereus tetragonus* y *Eriocereus jusbertii*. Este hongo causa la antracnosis y es un problema significativo para cactáceas de importancia económica como *H. undatus* y *H. megalantus* [ 23, 24]

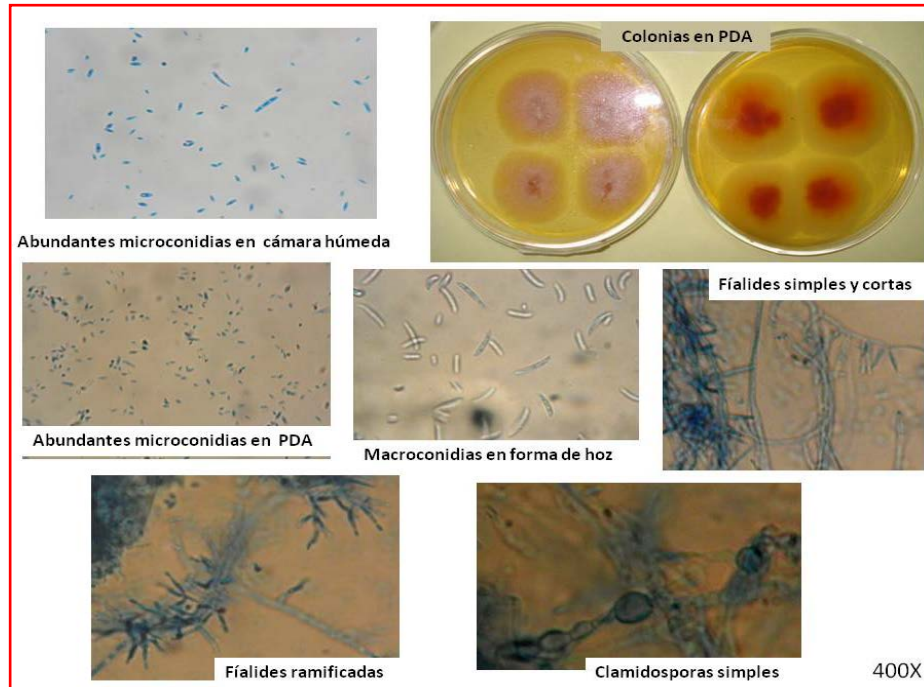


Fig.6. Identificación de *Fusarium oxysporum*. Estructuras microscópicas y morfología colonial

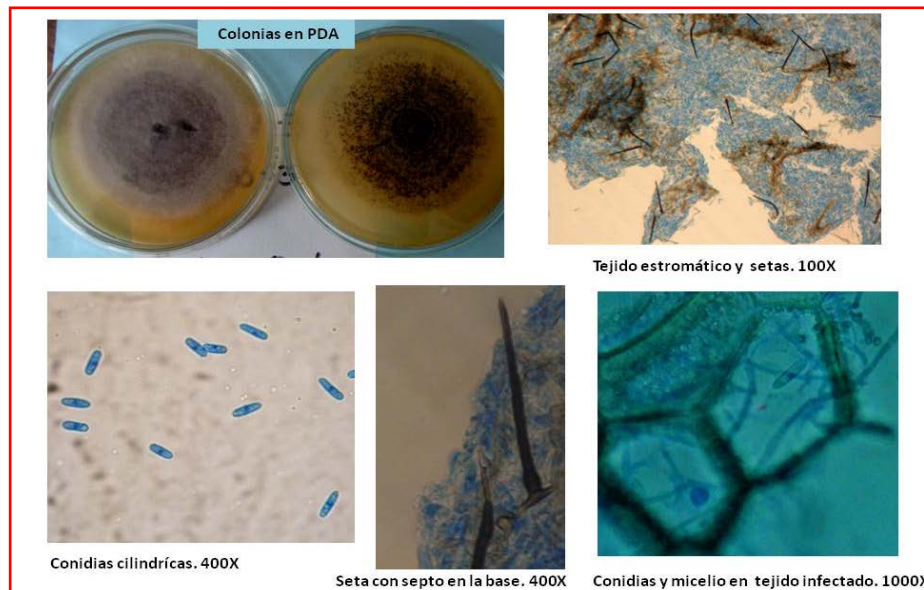


Fig.7. Identificación de *Colletotrichum gloeosporioides*. Estructuras microscópicas y morfología colonial



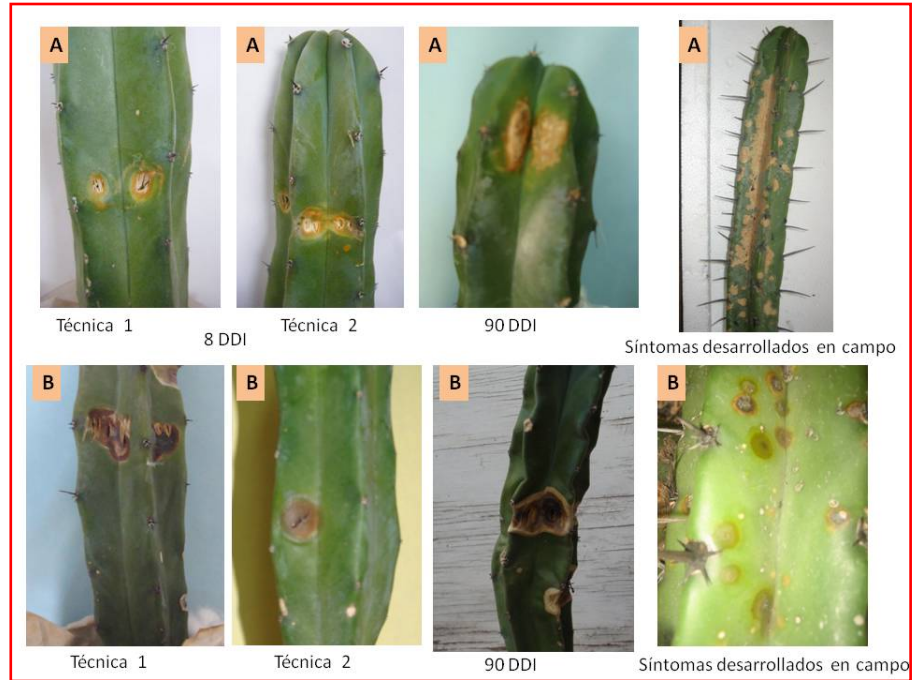


Fig. 8. Patogenicidad positiva y síntomas desarrollados por *F. oxysporum* (A) y *C. gloeosporioides* (B).



Fig.9. “Ojo de pescado” por *F. oxysporum* y *C. gloeosporioides*. A) Infección artificial y B) natural

- Enfermedad 2. La asociación del patógeno se estableció por corte directo del tejido costroso gris y en cámara húmeda. En ésta se desarrollo un crecimiento fúngico algodonoso de color oscuro. En cortes de tejido y en las preparaciones del crecimiento algodonoso se observaron con el microscopio células oscuras hinchadas agrupadas en cadena y picnidios con ostiolo. En PDA con

antibiótico se aislaron hongos cuyas colonias fueron de color negro-grisáceo de aspecto velloso y después de ocho días se desarrollan estructuras globosas. Las observaciones microscópicas evidenciaron micelio fino oscuro, picnidios negros con ostiolo y picnioconidias cilíndricas finas unicelulares hialinas. En cultivos viejos se desarrollaron clamidosporas agrupadas en cadena, inicialmente hialinas y posteriormente se vuelven oscuras (Figura 10). Estas características corresponden al hongo *Phoma* y con base en las clamidosporas, solo se clasificó de acuerdo a Aveskamp y col [25] en el grupo *Peyronellaea*, y dada la complejidad del género, por métodos microbiológicos no se pudo establecer la especie. No se evidenció ni en tejidos vegetales ni en medio de cultivo el teleomorfo. La prueba de patogenicidad fue positiva con ambas técnicas y el período de incubación para el desarrollo de lesiones suberizadas fue 15 días y para la formación incipiente de costras oscuras de 2 años. *Phoma* se reaisló de las costras generadas en plantas inoculadas con dicho hongo, además de observarse en cortes de tejido junto con *F. oxysporum* y *C. gloeosporioides* (Figura 11). Esto se explica, debido a que las plantas inoculadas con cada uno de los patógenos estaban en el mismo sitio y siguió el comportamiento de campo en el que se producen infecciones mixtas. En Mexquitic, el hongo causante de la costra gris es *Phoma* sp., a diferencia de Cruz-Santos [9] que refiere a *Dydimosphaeria* sp. pero sus pruebas de patogenicidad no fueron concluyentes. *Phoma* sp. se tiene registrado como patógeno de cactáceas ornamentales [26] y causando la enfermedad pudrición seca de la penca de *Opuntia* sp [27].

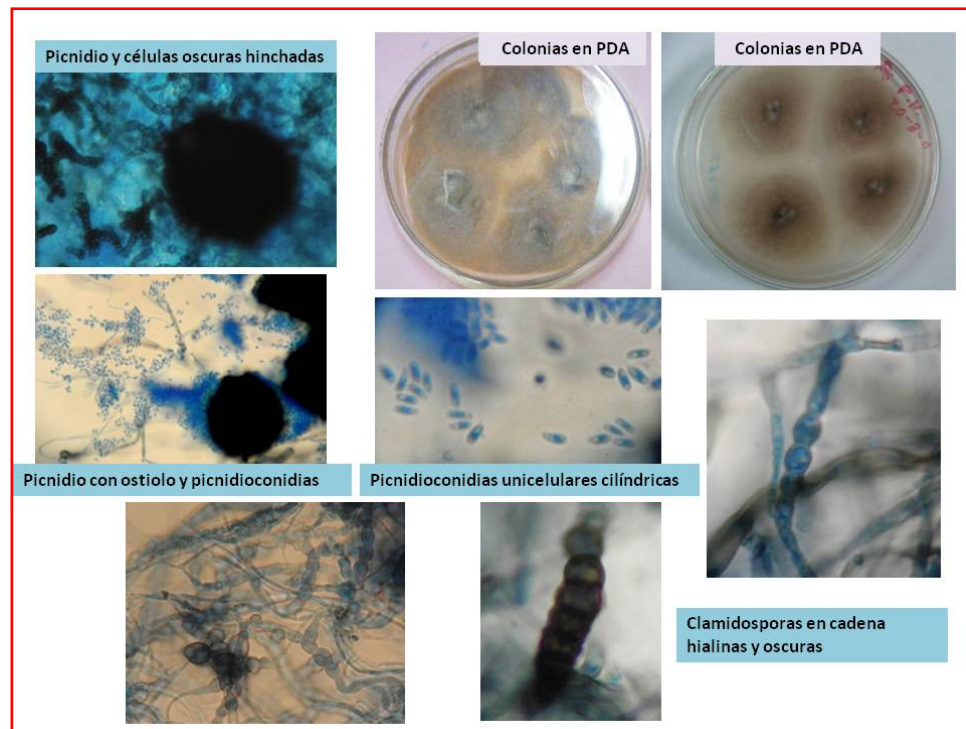


Fig. 10. Identificación de *Phoma* sp. Estructuras microscópicas y morfología colonial



Fig. 11. Pruebas de patogenicidad y reaislamiento de *Phoma* de plantas inoculadas después de 2 años.

- Enfermedad 4. Las observaciones microscópicas directas del crecimiento blanco sólo pusieron en evidencia un micelio grueso hialino con septos muy pronunciados en las células epidermales (Figura 12). En PDA se obtuvo un crecimiento profuso blanco algodonoso y en las preparaciones microscópicas se observaron el micelio hialino grueso con septos bien definidos, con ramificaciones blásticas a partir de las que se forman blastosporas unicelulares hialinas, de forma circular a cilíndrica, con pared muy gruesa (Figura 12). De acuerdo a Barnett y Hunter [14], estas estructuras corresponden a *Monilia*, anamorfo de *Monilinia*. La prueba de patogenicidad solo desarrolló pequeñas lesiones suberosas de color café claro y no se logró el crecimiento tipo “cenicilla” sobre la epidermis. Es factible que no se hubiesen presentado las condiciones requeridas para que se desarrollara el patógeno como en las condiciones de campo, o bien que el hongo aislado no fuese el patógeno, por lo que se seguirá estudiando esta enfermedad. La enfermedad 4 se parece a las cenicillas pero no corresponde a una cenicilla típica causada por hongos del orden Erysiphales cuyos anamorfos producen artrosporas y cuando se desarrolla el teleomorfo forman cleistotecios [28]. Este resultado también es muy diferente al reportado por Cruz-Santos [9], debido a que el signo descrito para la enfermedad que llamó “cenicilla” no corresponde realmente a este grupo de enfermedades y el hongo que refiere como causante de la misma es *Cacumisporium* sp., y tampoco es un Erysiphial. Hasta el momento no se tienen registros de cenicillas verdaderas en cactáceas.

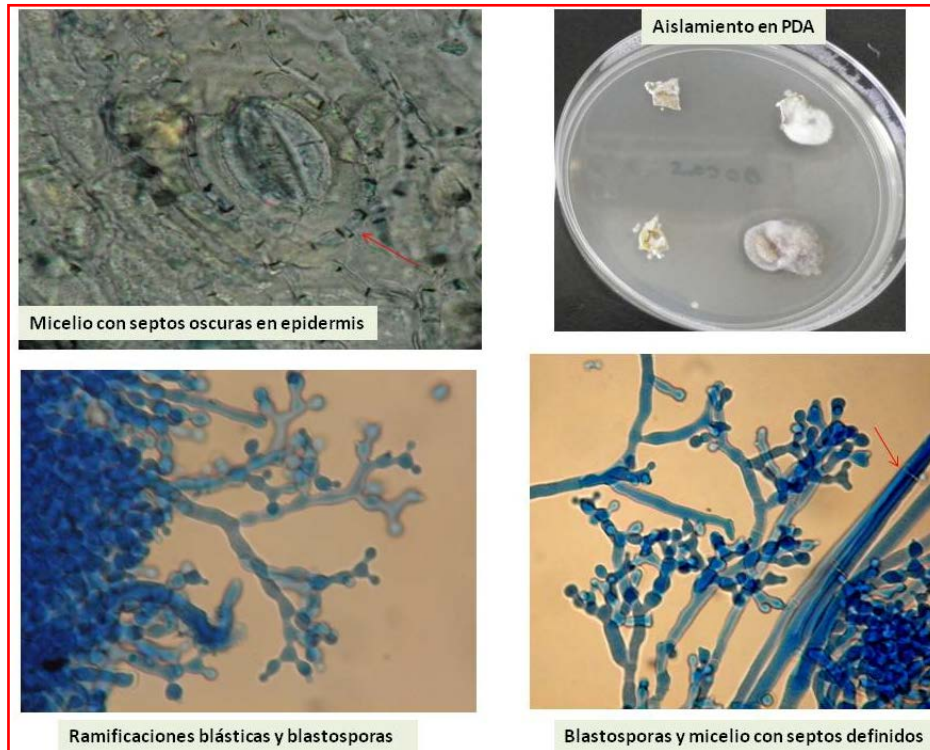


Fig. 12. Morfología macroscópica y microscópica que identifica a *Monilia* sp.

- Enfermedad 5. En los cortes de tejidos se observaron dictiosporas unicelulares, oscuras, globosas de tamaño variable. De los tejidos se aislaron colonias algodonosas negras. En las preparaciones microscópicas se observaron micelio oscuro septado, las dictiosporas antes descritas y picnidios ostiolados oscuros con conidias hialinas ovas (Figura 13). De acuerdo a Aveskamp y col [22], se trata de *Phoma epicoccina*. Anteriormente las dictiosporas fueron descritas para *Epicoccum nigrum* y actualmente se sabe que *P. epicoccina* y *E. nigrum* son la misma entidad biológica [29]. Al igual que para la enfermedad 4, en las pruebas de patogenicidad solo se desarrollaron pequeñas lesiones suberosas y no se formó la cubierta negra polvosa. Se observó que este hongo solo se desarrolla sobre lesiones severas de tejido causadas por los hongos patógenos, y es factible considerar que estos hongos produzcan las condiciones para su desarrollo, debido a que se observó en cortes de tejido dañado por *Fusarium*, *Colletotrichum* y *Phoma*. *E. nigrum* en general se reporta como un hongo endófito no patógeno que posee características que lo definen como agente de control biológico para algunos hongos fitopatógenos. Es un antagonista de *Monilinia laxa* y se puede utilizar para el control biológico del tizón de las yemas del duraznero [30]

En campo se observó que la mayoría de los garambullos presentan infecciones mixtas por los tres hongos patógenos identificados en este trabajo.

Existen pocas investigaciones sobre enfermedades de *Myrtillocactus geometrizans* y se cumplió la hipótesis de que las enfermedades del garambullo en San Luis Potosí son causadas por hongos de la clase Ascomycete.

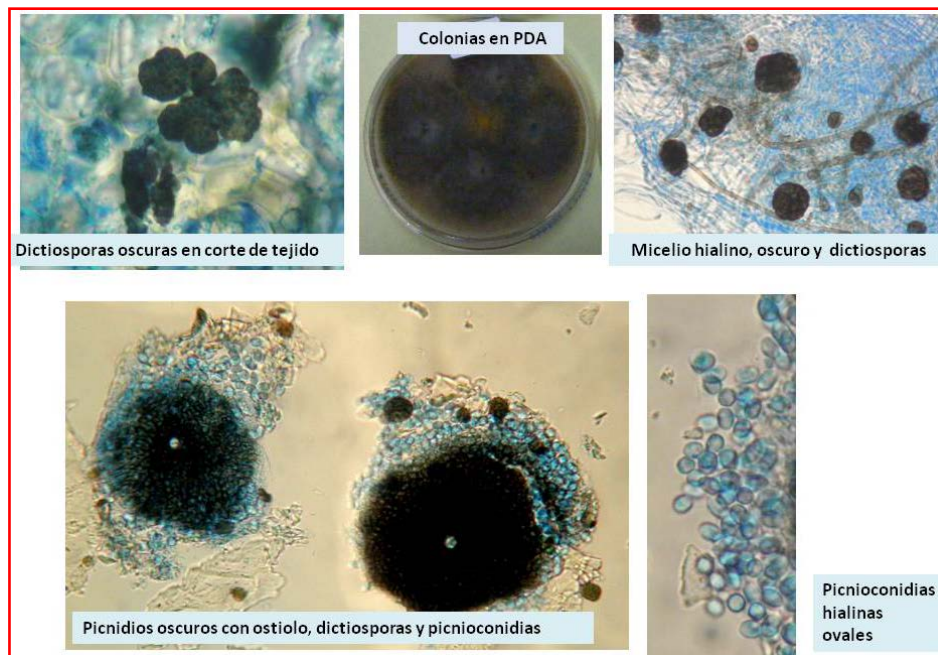


Fig. 13. Identificación de *Phoma epicoccina*. Estructuras microscópicas y morfología colonial

C. Incidencia de enfermedades registrada en campo

En la tabla 1 se indica la incidencia registrada para cada una de las enfermedades en los cinco predios en estudio. Como se puede observar, la mayor incidencia en promedio corresponde a la enfermedad “ojo de pescado” con 79%.

TABLA I. INCIDENCIA DE LAS ENFERMEDADES QUE AFECTAN AL GARAMBULLO EN MEXQUITIC DE CARMONA, SLP

Predio y No de individuos	Ojo de pescado % de Incidencia	Costra gris % de Incidencia	Antracnosis % de Incidencia	Pudrición seca % de Incidencia
1 / 98	80	70	60	60
2/ 150	85	69	55	70
3/134	77	60	68	70
4/90	83	65	69	80
5/85	70	80	50	65
Promedio	79	68.8	60.4	69

#### IV. CONCLUSIONES

En Mexquitic de Carmona, San Luis Potosí, México; el garambullo es afectado principalmente por las enfermedades “ojo de pescado” causada por el complejo patogénico *Fusarium oxysporum-Colletotrichum gloeosporioides* con 79% de incidencia, la pudrición seca por *Fusarium oxysporum* con 69%, costra gris por *Phoma* sp. con 68.8% y antracnosis por *Colletotrichum gloeosporioides* con 60.4%.

El 70 % de los garambullos de 1.5 a 2.5 m fueron afectados simultáneamente por el “ojo de pescado”, la antracnosis y la costra gris.

Se identificaron los hongos endófitos *Monilia* sp. y *Phoma epicoccina* asociados a *Myrtillocactus geometrizans*.

#### REFERENCIAS

- [1] U. Guzmán, S. Arias, y P. Dávila. 2003. Catálogo de cactáceas mexicanas. Universidad Autónoma de México (UNAM) y Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad. México, D.F. 315 pp.
- [2] A. Garnica-Camarena, 2004. Cistografía de *Myrtillocactus geometrizans* (Martius) Console (cactaceae) en la porción central de la cuenca baja de Zapotitlan Salinas, Puebla. Tesis de Licenciatura en Biología. FES Iztacala. UNAM.
- [3] S. Arias. 2010. Cactáceas comestibles. Instituto de Biología, Jardín Botánico de la UNAM. pp.10-11.
- [4] M. Paredes-Flores, R. Lira-Saade, y P. D. Dávila-Aranda. 2007. Estudio entnobotánico de Zapotitlán Salinas, Puebla. Acta Botánica Mexicana 79: 13-61.
- [5] S. Pérez-González. 1999. Estudio etnobotánico, ecológico y de usos potenciales del garambullo (*Myrtillocactus geometrizans*) como base para su domesticación y cultivo. CONACYT, Qro, Querétaro .
- [6] S. Pérez-González. 1995. Agroecological study and determination of yield potential of garambullo (*Myrtillocactus geometrizans*)”. HortScience: 11-27.
- [7] B. Celada-Grouard y I. Benito-Cano. Plagas y enfermedades de los cactus. Facultad de Biología de la Universidad de Barcelona. Horticultura: 21-29
- [8] R. De la Torre-Almaráz. 2001. Inventario fitopatológico de las especies vegetales dominantes en la región de Zapotitlán de las Salinas, Puebla. Proyecto Conabio. Universidad Nacional Autónoma de México.
- [9] J. Cruz-Santos. 2004.. Evaluación de daños causados por enfermedades en *Myrtillocactus geometrizans* ( *C. Martius*) Console en Zapotitlan Salinas, Puebla. Tesis Lic. En Biología. FES Iztacala UNAM.
- [10] M.C. Arizmendi y A. Espinoza de los Monteros. 1996. Avifauna de los bosques de cactáceas columnares del Valle de Tehuacán, Puebla. Acta Zoológica Mexicana 67: 25-46.
- [11] J. Rzedowski. 1965. Vegetación del Estado de San Luis Potosí. Acta Científica. Potosina 1,2: 5-291.
- [12] D. Granados-Sánchez y A. Sánchez-González. 2003. Clasificación fisonómica de la vegetación de la Sierra de Catorce, San Luis Potosí, a lo largo de un gradiente altitudinal. TERRA Latinoamericana 21(3): 321-332.
- [13] C. Fuentes-Catillo y J. L. Blanco-Cancelo. 2007. Los postulados de Koch: revisión histórica y situación actual. Revista Complutense de Ciencias Veterinarias 1 (2): 262-266.
- [14] H.L. Barnett y B.B Hunter. 1998. Illustrated genera of imperfect fungi. Cuarta edición. Burgess Publishing Company. U. S. A. 218pp.
- [15] C.S. Romero. 1993. Hongos fitopatógenos. Universidad Autónoma de Chapingo. México.345pp.
- [16] T.R. Halin. 1997. Illustrated Genera of Ascomycetes. Vol: I. The American Phytopathological Society. USA. 263pp.
- [17] T.R. Halin. 1998. Illustrated Genera of Ascomycetes. Vol: II. The American Phytopathological Society. USA. 263pp.

- [18] L. Gamazo, I. López-Goñi y R. Díaz. 2005. Manual Práctico de Microbiología. 3ª ed. Masson Doyma México, S.A. D.F., México. 231 pp.
- [19] C. Booth. 1977. Fusarium: Laboratory guide to the identification of the major species. Commonwealth Mycological Institute, Kew, Surrey, England. 58pp.
- [20] B.S. Weir, P.R. Johnston and U. Damm. 2012. The *Colletotrichum gloeosporioides* species complex. *Studies in Mycology* 73: 115-180.
- [21] G.Polizzi and A.Vitale. 2004. First Report of basal stem rot of golden barrel cactus caused by *Fusarium oxysporum* sp. *opuntiarum* in Italy. *Plant Disease* 88(1): 85.
- [22] Y.H. Kim, O.K Yung, M.J. Sung, J.S. Shin, J.H. Kim and M.I. Jeoung. 2000. Occurrence of *Colletotrichum* stem rot caused by *Glomerella cingulata* on graft-cactus in Korea. *The Plant Pathology Journal* 16(4): 242-245.
- [23] W. J. Ma, X. Yang and X. R. Wang. 2014. First Report of Anthracnose Disease on Young Stems of Bawanghua (*Hylocereus undatus*) Caused by *Colletotrichum gloeosporioides* in China. *Plant Disease* 98 (7): 991.
- [24] L. M.Takahashi, D.D. Rosa, M.A. Basseto, H. G.de Souza, E. L.Furtado. 2008. First report of *Colletotrichum gloeosporioides* on *Hylocereus megalanthus* in Brazil. *Australasian Plant Disease Notes* 3(1) 96–97.
- [25] M.M. Aveskamp, J de Gruyter, J.H.C. Woundeberg, G.J.M. Verkley and P.W. Crous. 2010. Highlights of the Didymellaceae: A polyphasic approach to characterise *Phoma* and related pleosporalean genera. *Studies in Mycology* 65:1-60.
- [26] E. Sánchez-Martínez, R.J. Chávez-Martínez, J.G. Hernández-Oria, M.M. Especies de cactáceas prioritarias para la conservación en la zona árida Queretano-Hidalguense.
- [27] CESAVEG. 2011. Informe técnico 2008-2011. Fundación Guanajuato Produce, A.C. 37pp.
- [28] U. Braun and R.T.A. Cook. 2012. Taxonomic manual of Erysiphales (Powdery mildews). The American Phytopathological Society. USA. 707pp.
- [29] F. Arenal, G. Platas, E. Monte and F. Pelaez. 2002. ITS sequencing support for *Epicoccum nigrum* and *Phoma epicoccina* being the same biological species. *Mycology Research* 104 (3): 301-303.
- [30] C. Madrigal, S. Pascual and P. Melgarejo. 1994. Biological control of peach twig blight (*Monilinia laxa*) with *Epicoccum nigrum*. *Plant Pathology* 43:554-561.