

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO

DIVISIÓN DE AGRONOMÍA

DEPARTAMENTO DE PARASITOLOGÍA



Especies de *Fusarium* Asociadas a la Secadera de Chile Serrano

(*Capsicum annuum* L.) del Sur de Tamaulipas

Por:

**ELEAZAR HERNÁNDEZ LÓPEZ**

TESIS

Presentada como Requisito Parcial para Obtener el Título de:

**INGENIERO AGRÓNOMO PARASITÓLOGO**

Saltillo, Coahuila, México

Diciembre de 2019.

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO

DIVISIÓN DE AGRONOMÍA

DEPARTAMENTO DE PARASITOLOGÍA

Especies de *Fusarium* Asociadas a la Secadera de Chile Serrano

(*Capsicum annuum* L.) del Sur de Tamaulipas

Por:

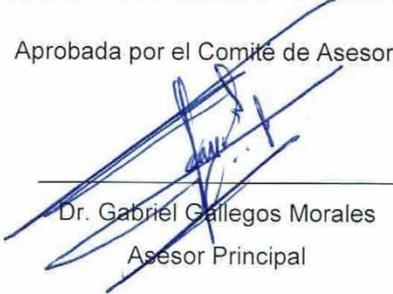
**ELEAZAR HERNÁNDEZ LÓPEZ**

TESIS

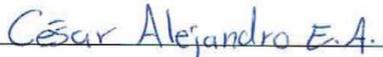
Presentada como Requisito Parcial para Obtener el Título de:

**INGENIERO AGRÓNOMO PARASITÓLOGO**

Aprobada por el Comité de Asesoría:

  
Dr. Gabriel Gallegos Morales

Asesor Principal



M.C César A. Espinoza Ahumada

Coasesor



Ing. Omar Jiménez Pérez

Coasesor

  
Dr. José Antonio González Fuentes

Coordinador de la División de Agronomía

Saltillo, Coahuila, México

Diciembre de 2019.



## AGRADECIMIENTO

**A dios** por darme vida y salud, estar conmigo y darme fuerzas en los momentos difíciles y a cada paso que doy, así como iluminar mi mente y corazón, poner en mi camino a personas maravillosas que han sido la motivación y el soporte de seguir con mis estudios y recorrer este viaje que se llama vida.

**A la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro**, por haberme aceptado formar parte de esta institución y poder culminar mi carrera profesional, como Ingeniero Agrónoma Parasitólogo.

**Al Dr. Gabriel Gallegos Morales**, por permitir llevar a cabo con él este proyecto y exhortarme a seguir adelante.

**Al M.C. César Alejandro Espinoza Ahumada**, por brindarme su apoyo incondicional en la realización de esta investigación y compartir sus conocimientos conmigo, le agradezco infinitamente.

**Al Ing. Omar Jiménez Pérez**, por ser una gran persona y disponer de su tiempo en la revisión de mi tesis, así como compartirme sus experiencias.

**A todos los maestros del Departamento de Parasitología**, por sus conocimientos transmitidos, amistad y consejos, durante mi formación profesional.

**A mi novia Elisa José Cruz**, por su confianza, motivación, compañía y sobre todo por estar conmigo en los momentos buenos y malos.

**A mis Amigos (a):** Ameyalli Labastida C., Roció Vallarta E., Heriberto Martínez B., Daniel Gaona C., Mauricio A. Contreras, por la amistad de cada uno de ellos, consejos y momentos inolvidables de convivencia, dentro y fuera de clases, durante mi carrera profesional.

## **DEDICATORIA**

### **A mis padres**

Nabor Hernández López y Cecilia López Gómez, por darme la vida, por sus motivaciones, consejos y el apoyo moral que me brindaron, fue lo que me impulso a seguir con mis estudios, porque mucho o poco que haya recibido de ellos para mí tenerlos a mi lado es lo más importante.

### **A mis hermanos**

Filemón Hernández López, Gerardo Hernández L., Silvino Hernández L., y Edgardo Hernández L., por su apoyo, amistad y confianza que me brindaron, tenerlos como mis hermanos es lo más bonito que dios me ha dado. Así como también ellos fueron mi ejemplo a seguir para cumplir con mi objetivo de manera exitosa.

### **A mis hermanas**

Floricelda Hernández L. y Bibiana Hernández L. que las quiero mucho, que a pesar de la distancia y los años que llevan lejos de la familia, no pierdo las esperanzas que muy pronto estaré con ellas y poder convivir en familia.

### **A mi novia**

Elisa José Cruz, por su compañía en estos 4 años, compartiendo experiencias y momentos inolvidables, así como brindarme su apoyo incondicional en todo momento.

## ÍNDICE DE CONTENIDO

	Pág.
AGRADECIMIENTO.....	iii
DEDICATORIA.....	iv
ÍNDICE DE FIGURA.....	viii
RESUMEN.....	ix
INTRODUCCIÓN.....	1
Justificación.....	3
Objetivo.....	3
Hipótesis.....	3
REVISIÓN DE LITERATURA.....	4
Origen e historia del chile.....	4
El Cultivo de chile y su importancia en México.....	4
Clasificación y descripción botánica del chile serrano.....	6
Clasificación taxonómica.....	6
Fenología.....	7
Descripción de las características morfológicas.....	7
Planta.....	7
Raíz.....	8
Tallo.....	8
Hojas.....	8
Flor.....	8
Fruto.....	8
Semilla.....	9
Requerimientos climáticos y edáficos del cultivo.....	9
Plagas y enfermedades.....	9
Principales plagas.....	10
Mosca blanca ( <i>Bemisia tabaci</i> ).....	10
Picudo del chile ( <i>Anthonomus eugenii</i> ).....	10
Pulgones verde ( <i>Myzus persicae</i> ).....	10
Gusano soldado ( <i>Spodoptera exigua</i> ).....	11

Acaro blanco ( <i>Polyphagotarsonemus latus</i> ).....	11
Araña roja ( <i>Tetranychus urticae</i> ).....	11
Nematodos ( <i>Meloidogyne incognita</i> ).....	12
Principales enfermedades.....	12
Mancha bacteriana ( <i>Xanthomonas campestris</i> pv. <i>vesicatoria</i> ).....	12
Antracnosis del pimiento ( <i>Colletotrichum</i> spp.).....	13
Cenicilla ( <i>Leveillula taurica</i> ).....	13
Tizón temprano ( <i>Alternaria</i> spp.).....	14
Mancha gris ( <i>Stemphylium solani</i> ).....	14
Virus mosaico del pepino (CMV).....	15
Virus mosaico de la alfalfa (AMV).....	15
Virus mosaico del tabaco (TMV).....	15
<i>Damping off</i> o secadera de plántulas.....	15
Importancia de la secadera del chile.....	16
Género <i>Fusarium</i> .....	16
Clasificación taxonómica.....	17
Sintomatología.....	17
Epidemiología.....	18
Ciclo de la enfermedad.....	18
Daños ocasionados.....	19
Manejo de la enfermedad.....	19
Especies de <i>Fusarium</i> .....	20
Identificación morfológica.....	21
Características morfológicas para identificar <i>Fusarium oxysporum</i> .....	22
Macroconidias.....	22
Microconidias.....	22
Clamidosporas.....	22
Principales características morfológicas para identificar <i>Fusarium solani</i> .....	22
Macroconidia.....	22
Microconidias.....	23
Clamidosporas.....	23

MATERIALES Y MÉTODOS .....	24
Ubicación del experimento .....	24
Obtención de muestras .....	24
Preparación de medios de cultivo .....	24
Aislamiento e identificación .....	25
Pruebas de patogenicidad <i>in vitro</i> .....	25
Análisis estadístico.....	26
RESULTADOS Y DISCUSIÓN .....	27
Identificación de especies de <i>Fusarium</i> .....	28
Pruebas de patogenicidad .....	30
CONCLUSIÓN.....	33
LITERATURA CITADA .....	34

## ÍNDICE DE FIGURA

	Pág.
Figura 1. Productos químicos recomendados para la marchites del chile (Chew, et al., 2008). .....	20
Figura 2. Crecimiento micelial de <i>Fusarium</i> spp. en medio de cultivo PDA. ....	27
Figura 3. Estructuras microscópicas de <i>Fusarium</i> spp. ....	28
Figura 4. Características morfológicas de <i>F. oxysporum</i> .....	28
Figura 5. Características microscópicas de <i>F. solani</i> . ....	29
Figura 6. Hongos del género <i>Fusarium</i> recuperados de plantas de chile con síntomas de secadera en el Sur de Tamaulipas. ....	29
Figura 7. Prueba de la Severidad de aislamiento de <i>F. oxysporum</i> y <i>F. solani</i> en chile serrano tampiqueña 74.....	30
Figura 8. Pruebas de patogenicidad de aislamiento de <i>F. oxysporum</i> y <i>F. solani</i> en semillas de chile Tampiqueño 74.. ....	31
Figura 9. Grado de severidad que expresan las plantas confrontadas con <i>Fusarium oxysporum</i> y <i>F. solani</i> .....	31

## RESUMEN

La secadera del cultivo del chile es el principal problema en el sistema radicular, se reporta como una enfermedad que ha invadido todos los estados de la República Mexicana donde se produce este cultivo. Se reporta como agente causal a *Fusarium spp.*, este fitopatógeno infecta a las plantas a través de sus raíces, provocando pudriciones y la posterior muerte de las plantas. Por lo anterior, se planteó aislar e identificar morfológicamente a especies de *Fusarium* de raíces de plantas de chile con síntomas de secadera, provenientes del Sur de Tamaulipas. El experimento se realizó a partir de plantas de chile recibidas de muestreos dirigidos a plantas con síntomas de secadera, las cuales se procesaron para realizar el aislamiento y purificación de las especies de *Fusarium* en cajas Petri estériles que contenían medio de cultivo Papa Destroxa Agar (PDA). Los hongos se identificaron por sus características macroscópicas y microscópicas, posteriormente, se realizaron pruebas de patogenicidad *in vitro* en plántulas de chile variedad tampiqueña 74 germinadas en medio de cultivo Agar-Agua (AA). Se aislaron e identificaron a *Fusarium oxysporum* y *F. solani*, los cuales, en medio PDA presentaron crecimiento micelial de aspecto algodonoso, coloraciones blancas, beige y violetas. Microscópicamente, presentaron hifas septadas y hialinas, fialides cortas y largas, microconidias ovoides, macroconidias en forma de canoa o media luna y en algunos casos se observaron esporodoquios. Se determinó que los aislamientos de *F. oxysporum* tuvieron una alta patogenicidad, expresando necrosis y crecimiento de micelio en toda la plántula, mientras que en *F. solani* fue menor, observándose necrosis y crecimiento de micelio sobre la raíz. Por lo anterior, se concluye que *Fusarium oxysporum* y *F. solani* son agentes causales de la secadera de chile en los municipios de Altamira y González, Tamaulipas.

**Palabras claves:** Secadera, Chile, *Fusarium oxysporum*, *Fusarium solani*, Macroconidias, Microconidias, Fialides, Tamaulipas.

## INTRODUCCIÓN

El cultivo del chile es importante para México por su amplio consumo y diversidad, caracterizados por su color, olor, sabor, picor y tamaños; 22 clases de chiles verdes y 12 de chile seco (principalmente de los tipo *Capsicum solanaceae*, *annuum*, *frutescens* y *sinenses*) hacen el repertorio de productos que el país ofrece durante todo el año, y cada estado tiene sus características muy particulares, por lo que algunos terrenos los destinan al cultivo del chile para deshidratado y otros para producto fresco y curtido (Inforural, 2010).

La superficie mundial sembrada de chile asciende a 1.7 millones de hectáreas y una producción de 29, 939,029 toneladas (Macías *et al.*, 2013). En el ámbito mundial, China es el mayor productor, seguido de México, Turquía, EE.UU., España e Indonesia. Los principales países importadores son EE.UU, Alemania, Reino Unido, Francia, Holanda y Canadá (Azofeifa y Moreira, 2008).

México sobresale en la producción chile (*Capsicum* spp.) en el mundo y es el quinto abastecedor del consumo a nivel global, el cual alcanza una producción de 2.3 millones de toneladas. En el país, el chile es el tercer cultivo hortícola más importante considerando la superficie sembrada. En 2018 se establecieron alrededor de 26 300 ha de chile, de la producción cosechada, Sinaloa ocupó el primer lugar (15 625 ha), seguido por Chiapas (2 451 ha), Veracruz (1 952 ha), Sonora (1 814 ha) y Oaxaca (1 364 ha), mientras que Colima (269.5 ha) ocupó el veinteavo lugar con 9 172 t de producción y un rendimiento de 34.03 t ha<sup>-1</sup> (SIAP, 2018).

El proceso de producción del cultivo del chile (*Capsicum annuum* L.) está determinado por una serie de factores que favorecen o limitan el desarrollo de esta hortaliza. De los factores que afectan en mayor medida la producción del cultivo son las plagas, malezas y las enfermedades radiculares (Velásquez *et al.*, 2001). Dentro de las enfermedades radiculares se encuentra el *Damping-off*, el cual es un problema fuerte en plántulas desde la preemergencia hasta un mes de edad y se asocia un complejo de fitopatógenos que incluye los géneros de *Pythium*, *Rhizoctonia*, *Phytophthora* y *Fusarium*. Para el manejo

de la enfermedad se recomienda aislar y quemar las plantas enfermas, eliminar todos los residuos antes del trasplante y sumergir la raíz en una solución fungicida antes de sembrar (Sánchez, 2001). Sin embargo, uno de los principales problemas en el sistema radicular es la secadera del chile, la cual se asocia a los hongos del género *Rhizoctonia*, *Fusarium* y *Phytophthora*. Éstos causan la secadera, tristeza o marchitez del chile y se reporta como una enfermedad que ha invadido todos los estados de la República Mexicana donde se produce este cultivo (Guigón y González, 2001). En particular *F. oxysporum* y *F. solani* se reportan como causantes de marchitamientos, podredumbres de raíz y canchales en una amplia variedad de cultivos. Estos fitopatógenos infectan a las plantas a través de sus raíces, en las que penetran directamente o a través de heridas, la pudrición de la raíz y del tallo en un principio se presenta en forma de áreas blandas que más tarde adquieren un color que va de café a negro, en algunos casos se cubre de micelio blanco. Generalmente, las condiciones de alta humedad en el suelo, temperaturas frescas y días nublados favorecen el desarrollo de la epidemia de la raíz, cuya severidad tiende a incrementarse con la presencia de otros factores como parcelas con suelos muy pesados con drenaje deficiente (Velásquez y Amador, 2009).

Para un correcto control de la enfermedad se tiene que identificar el agente causal, para lo cual se pueden utilizar los métodos tradicionales para la identificación de especies del género *Fusarium*. Según Leslie *et al.*, (2006) recomiendan el uso de tres medios de cultivo para llevar a cabo el proceso de identificación: PDA (Potato Dextrose Agar por sus siglas en inglés), para analizar la morfología de la colonia; CLA (Carnation Leaf Agar por sus siglas en inglés) y SNA (Spezieller Nährstoffarmer Agar) para el análisis de las estructuras microscópicas. Para la correcta identificación se deben observar sus características macroscópicas y microscópicas y con ayuda de claves taxonómicas especializadas llegar a identificar a las diferentes especies de *Fusarium* que se asocian a la secadera del chile.

## **Justificación**

Es evidente que la enfermedad causada por el complejo de hongos fitopatógenos es una amenaza para los cultivos de solanáceas, esta investigación servirá para documentar las especies de *Fusarium* que están asociadas a la secadera del chile en la región del Sur de Tamaulipas.

## **Objetivo**

- Aislar e identificar morfológicamente los hongos del género *Fusarium* asociados como agentes causales de la secadera del chile.
- Comprobar la patogenicidad de los aislamientos, *in vitro* y en plántulas de chile.

## **Hipótesis**

- Se identificarán al menos una especie de *Fusarium* que estará asociada a la secadera del chile.

## REVISIÓN DE LITERATURA

### **Origen e historia del chile**

México es considerado el centro de origen del chile *Capsicum annuum*, la especie fue domesticada por los mesoamericanos, permitiendo con ello la expansión de este en su diversa variedad (Molina y Córdova, 2006). Pickersgill, (1971) mencionó que el centro de origen y su domesticación de la especie fue propiamente en México y Guatemala.

La domesticación de *C. annuum* probablemente ocurrió en el noreste o en centro-este de México. Los restos de chiles más antiguos, con 7 a 9 mil años de antigüedad, se obtuvieron del estrato pre-cerámico de las cuevas de Coxcatlán, en el Valle de Tehuacán, Puebla y las cuevas de Romero y Valenzuela, en Ocampo, Tamaulipas (Kraft *et al.* 2014).

El género *Capsicum* agrupa a más de 26 especies, de las que sólo 12, incluyendo algunas variedades, son empleadas por el hombre. Sólo cinco de las especies han sido domesticados y se cultivan. (López, 2003).

El chile está presente en la cocina de la mayoría de los países del mundo debido a que durante la Colonia, los españoles lo dieron a conocer en Asia a través de la Nao de China que viajaba de Acapulco a Manila y es a partir de Filipinas que su consumo se adoptó por muchos países como China y la India (Reddy *et al.*, 2014).

### **El Cultivo de chile y su importancia en México**

En México, el cultivo de chile (*Capsicum annuum* L.) es una especie hortícola de gran importancia por el valor de su producción. Se cultiva en todos los estados de la República Mexicana, desde el nivel del mar, hasta los 2500 m de altura; y por ser el centro de origen, se han generado una gran diversidad de tipos, principalmente de la especie *C. annuum*, por lo que constituye un recurso valioso para el mejoramiento genético (Arroyo, 2012).

El cultivo de chile (*Capsicum spp.*) en México tiene gran importancia social y económica debido a que es un producto de exportación y a que tiene amplia distribución y un consumo cada vez más generalizado. En el país se producen anualmente 1.9 millones de toneladas, y de éstas alrededor de 700 mil toneladas se destinan al comercio exterior

(SIAP, 2010). El pimiento se destina para consumo en fresco al interior del país, pero la mayor parte se exporta a los Estados Unidos.

México ocupa el segundo lugar a nivel mundial en la producción de chiles con un total de 157,931.37 ha., y una producción de 3, 379,289.15 millones de toneladas al año, generando ingresos de 30 063,163, 000.92 (SIAP, 2018), de las cuales se exportan el 30.7%, y este siendo a su vez el 8° cultivo que genera mayores ganancias a la agricultura aportando el 3.5% del PIB agrícola, con un crecimiento del 4.8% anual. México en el 2016 exporto 986.5 millones de toneladas principalmente a EUA con 982 miles de toneladas, seguido de Canadá, Guatemala y España, así la demanda de esta hortaliza se ha incrementado hasta en 20 países. La exportación de chiles se ubica en el quinto puesto de los principales productos exportados del país y el tercer puesto en el sector agrícola solo por detrás del tomate y el aguacate, generando en el periodo de enero-agosto del 2016, los 789 millones de dólares, lo que representó un aumento en términos anuales de 31.6%, uno de los crecimientos más destacados de este grupo (SIAP, 2018).

Los estados con mayor superficie y producción de chiles son Zacatecas con 38 229.50 ha y 423 757.02 ton., Chihuahua 28 308.42 ha y 676 462.51 ton., San Luis Potosí 23 876.20 ha y 327 422.72 ton., y Sinaloa 17 814.81 ha y 858 543.89 ton (SIAP., 2018).

En Tamaulipas para el año 2018 se sembraron aproximadamente 1247 ha de chiles con una producción de 43.45 ton por ha., SIAP, (2018), de esta superficie 58% corresponde a serrano, 40% a jalapeño y 2% a otros (habaneros, serranillo, ancho, etc.). La zona más importante de producción se ubica en el sur del Estado, en los municipios de González, Altamira, Mante y Llera donde se ubica del 70 al 80% de la superficie sembrada, y el resto se establece en los municipios de Hidalgo, Güemez y Padilla, en el área del centro (SIACON, 2010).

Dentro de las hortalizas, el cultivo de chile es el de mayor importancia socioeconómica para el estado de Tamaulipas, está catalogado como el principal generador de empleos en el campo ya que requiere de 350 a 570 jornales por hectárea, lo que equivale a 1.4 a 2.2 millones de jornales por año. La producción de chile verde en Tamaulipas se ha incrementado considerablemente, pues en 1996 apenas se cosecharon alrededor de 7,083 toneladas, en 2002 subió a 50,193 toneladas y en el año de 2010 se alcanzaron

180 mil toneladas con valor superior a los 800 millones de pesos. Lo anterior debido a la rentabilidad que alcanza la explotación de este cultivo y la tecnificación utilizada por productores tamaulipecos. Además de la innegable presencia en el consumo diario del mexicano, el cultivo es importante por el valor que aporta a la producción agrícola de las regiones involucradas, porque genera ingresos competitivos para los productores. La creación de empleos es reflejo de un impacto social positivo; impacto que trasciende las fronteras de México. Así mismo, juega un papel importante en la alimentación ya que proporciona vitaminas y minerales, es utilizada en el área farmacéutica por su efectividad como anestésica y estimulante de la transpiración (Inforural, 2010).

### **Clasificación y descripción botánica del chile serrano**

Carlos Linneo describe por primera vez al género *Capsicum* en su obra *Species Plantarum* en el año de 1753. Existen controversias de acuerdo al significado de su nombre, López, (2003) menciona que su nombre tiene el significado de caja debido a que en el interior del fruto se encuentran las semillas estas como si estuvieran dentro de una caja. Por otra parte, Salazar y Silva, (2004) mencionan que su nombre proviene del griego *kapto*, que significa picar, esto por ser el picor su característica distintiva.

### **Clasificación taxonómica**

**Reino:** Plantae

**Subreino:** Tracheobionta

**División:** Magnoliophyta

**Clase:** Magnoliopsida

**Subclase:** Asteridae

**Orden:** Solanales

**Familia:** Solanaceae

**Género:** *Capsicum*

**Especie:** *C. annuum* L., (1753)

Clasificación taxonómica de *Capsicum* tomado y adaptado de la base de datos del Sistema Integrado de Información Taxonómica de la Red de Información de Recursos de Germoplasma (GRIN) en línea del Departamento de Agricultura de Estados Unidos (Pérez *et al.*, 2015).

Todo tipo de chile es perteneciente al género *Capsicum* de la familia de las solanáceas. Los estudios taxonómicos coinciden en que son cinco las especies cultivadas: *Capsicum baccatum*; *C. chinense*; *C. pubescens*; *C. frutescens*; *C. annuum*; de las cuales esta última es la más importante ya que agrupa la mayor diversidad de chile, ya sean cultivadas o silvestres (Ramírez, 2004).

### **Fenología**

El cultivo de chile tiene varios estados de desarrollo en su ciclo de crecimiento. Crecimiento vegetativo, floración, cuajado, desarrollo del fruto y maduración. La información es solamente indicativa, ya que cada periodo dependerá de la variedad, condiciones medioambientales y manejo del cultivo (Flores, 2011).

### **Descripción de las características morfológicas**

El *C. annuum* es una planta anual de zonas templadas y perenne en zonas tropicales, es muy variable, herbácea, subarborescente, algunas veces leñosas en base, erecta, muy ramificada, alcanza una altura de 1.0 a 1.5 m, se cultiva como anual. Una planta de ciclo intermedio con floración a los 50 días después del trasplante. Su maduración para el consumo verde es de 100 a 120 días. La producción es concentrada y se obtiene regularmente en dos cortes (Hernández, 2003).

### **Planta**

La planta de chile es monoica, tiene los dos sexos incorporados en una misma planta, y es autógama, es decir, se autofecunda; aunque puede ser fecundado por polen de una planta vecina. Es una planta anual de tallo ramificado, con hojas oblongas, lanceoladas y flores blancas (Mendoza, 2012).

## **Raíz**

Cuenta con un sistema radicular pivotante y profundo que puede llegar a medir de 70 hasta 120 cm. La raíz principal es fuerte y frecuentemente dañada durante el trasplante, se desarrollan profundamente varias raíces laterales, extendiéndose hasta 1m, reforzado por un número elevado de raíces adventicias (Hernández, 2003).

## **Tallo**

Es de crecimiento limitado y erecto con una parte que puede variar de 0.5 y 1.5 cm; cuando los tallos adquieren una cierta edad se lignifican ligeramente, son de color verde oscuro (Hernández, 2003).

## **Hojas**

Las hojas son simples y varían mucho en tamaño, son lampiñas o sub-glabras, enteras, ovales o lanceoladas de 1.5 s 12 cm de largo y 0.5 a 7.5 cm de ancho, el ápice es acuminado, la base es cuneada o aguda y el pedicelo es largo y poco aparente (Hernández, 2003).

## **Flor**

Generalmente solitarias, terminales, pero por la forma de ramificación parece axilares. Los pedicelos miden más de 1.5 cm de longitud, el cáliz es ligeramente dentado, aproximadamente de 2 mm de longitud, generalmente alargado y cubriendo la base de los frutos, la corola es rotada, campanulada, dividida en 5 o 6 partes, miden de 8 a 15 mm de diámetro, blanca o verdusca, con 5 o 6 estambres insertados cerca de la base de la corola. Las anteras son angulosas, dehiscentes longitudinalmente, el ovario es bilocular, pero a menudo multilocular, bajo domesticación el estilo es simple, blanco o púrpura, el estigma es capitado, su fecundación es claramente autógama, no superando el 10 % de alogamia. La polinización cruzada por insectos es de 80 % (Mendoza, 2012).

## **Fruto**

Los frutos son rectos, alargados o ligeramente encorvados y algunos de forma cónica, tienen de 2 a 10 cm de longitud con cuerpos cilíndricos y epidermis lisa, presentan de 2 a 3 lóculos. En general, son muy picantes, de color verde que varían desde el claro hasta el muy oscuro inmaduro, cambiando luego al color rojo al madurar, aunque hay genotipos que maduran de color café anaranjado o amarillo (Pozo, 1981).

## **Semilla**

La semilla es muy pequeña, tiene una dimensión de 2 a 3 mm. Por lo general cuando la semilla está verde tiene un color blanco claro, mientras que llegan a su estado de maduración o al secarse tomando un color amarillo pálido (Lesur, 2006).

## **Requerimientos climáticos y edáficos del cultivo**

Condiciones para el desarrollo del chile. El chile ha sido clasificado como una hortaliza moderadamente tolerante a la acidez; el cultivo se puede desarrollar adecuadamente en suelos con valores de pH de 5.5 a 6.8 (Valadez, 2001).

Para algunos de los tipos de chile las temperaturas óptimas diurnas oscilan entre 24 y 30°C y las nocturnas entre los 9 y 12°C. Los criterios de cosecha se aplican dependiendo de la región donde se haya sembrado, los cuales pueden ser de otoño-invierno para el trópico y primavera-verano para zonas templadas, aunque los dos principales indicadores físicos de cosecha son la longitud del fruto y el color; así los chiles se cosechan cuando han alcanzado el tamaño adecuado y su color característico, esto dependiendo del cultivar o tipo de chile (Valadez, 2001).

## **Plagas y enfermedades**

El proceso de producción del cultivo del chile (*Capsicum annuum* L.) está determinado por una serie de factores que favorecen o limitan el desarrollo de esta hortaliza. De los factores que afectan en mayor medida la producción del cultivo son las malezas y las enfermedades radiculares. El *Damping-off* está considerado como el complejo de hongos fitopatógenos de mayor importancia económica. En la actualidad, entre los factores más importantes que limitan su producción se encuentran los fitopatógenos del suelo que son portadores de enfermedades provocadas por hongos, bacterias y virus, (Velásquez *et al.*, 2001).

Es reconocida la susceptibilidad de los diferentes tipos de chile a numerosas enfermedades que afectan la calidad y los rendimientos, llegando a causar altas pérdidas, si no se lleva a cabo el buen manejo. En los últimos años, esta hortaliza ha

recibido gran atención en los países productoras, debido a que son alto el número de plagas y enfermedades que lo atacan afectando el rendimientos y calidad de mismo, ocasionado grandes pérdidas económicas (Nieto *et al.*, 2014).

## **Principales plagas**

### **Mosca blanca (*Bemisia tabaci*)**

Esta pertenece al orden Hemíptera, principalmente se reportan 3 especies de mosquitas blancas las cuales son, *Trialeurodes vaporariorum*, *Bemisia tabaci*. y *B. argentifolii*, su importancia radica en que son trasmisoras de virus fitopatógenos, en su alta capacidad de reproducción, el gran número de especies de plantas que atacan y el daño que causan al alimentarse, además de que excretan una mielecilla donde se desarrolla la fumagina. Se reporta que son trasmisoras de Crinivirus y Geminivirus, entre los principales virus transmitidos se tienen, Texas Pepper Virus (TPV), Pepper Huasteco Virus (PHV) y Serrano Golden Mosaic Virus (SGMV) (Ortiz *et al.*, 2010).

### **Picudo del chile (*Anthonomus eugenii*)**

El picudo del chile *Anthonomus eugenii* es una plaga clave durante la etapa de floración y fructificación en todas las zonas productoras de chile. El daño causado por las larvas al alimentarse de las semillas y de la placenta se manifiesta en el reducido número de frutos, su caída precoz, la maduración prematura y la producción de frutos deformes. El método de control más común utilizado por los agricultores es la aplicación de insecticidas químicos, además de algunos métodos culturales como lo es el recoger y enterrar los frutos caídos (Palma, 1997; García *et al.*, 2012).

### **Pulgon verde (*Myzus persicae*)**

Tanto los adultos como las ninfas viven en colonias, en el envés de las hojas terminales y en los brotes, y en alta infestación, invaden las hojas más maduras. Al alimentarse succionan savia e inyectan sustancias toxicas que provoca arrugamiento de las hojas, reducción del tamaño de la planta, caída de botones florales y al alimentarse secretan

sustancias azucaradas, en las cuales se puede desarrollar la fumagina. Este áfidos es considerado como el vector más importante del mundo esto al ser trasmisor de más de 100 virus en los que se encuentran el Virus mosaico del pepino (CMV) y el Virus mosaico de la alfalfa (AMV). (Vasicek *et al.*, 2006; Orellana *et al.*, 2014). Existen enemigos naturales que controlan en forma eficiente a este áfidos como lo son: *Hippodamia convergens*, *Cycloneda sanguínea*, *Lysiphlebus testaceipes* (Orellana *et al.*, 2014).

### **Gusano soldado (*Spodoptera exigua*)**

Esta especie de Noctuidae es actualmente una de las principales plagas del algodón, Chile, cebolla y jitomate. Una característica de esta ha sido la dificultad para su control; las larvas se alimentan del follaje y llegan a defoliar áreas importantes del cultivo, además se alimentan de los frutos en desarrollo, (INIFAP, 2019).

Para el control biológico, se puede utilizar especies depredadoras como: *Chrysoperla carnea*, *Coccinella septempunctata*, así como el chinche pirata (*Orius insidiosus*) y la chinche ojona (*Geocoris spp.*), (Nuez *et al.*, 1996).

### **Acaro blanco (*Polyphagotarsonemus latus*)**

Este se localiza en el envés de las hojas, puede atacar aproximadamente a 100 especies de plantas en las que se encuentra el cultivo de Chile. En el cultivo de pimiento se registran pérdidas del 30 hasta el 100% ocasionadas por este acaro. Este se alimenta de las partes tiernas de las plantas como lo son los brotes, yemas terminales, botones florales y hojas. Ocasiona enrollamiento de las hojas, aborto de flores y detiene el crecimiento de los órganos en formación. El control se basa en la aplicación de insecticidas, los cuales en ocasiones solo logran reducir el número de individuos (Miranda *et al.*, 2009).

### **Araña roja (*Tetranychus urticae*)**

Es conocido comúnmente como acaro de 2 puntos, se reporta como una plaga cosmopolita la cual es favorecida por altas temperaturas 27°C, a de más de tener la

capacidad de atacar a un gran número de plantas. Los daños ocasionados por este acaro los ocasiona al momento de alimentarse en el envés de las hojas, este rompe los tejidos de las hojas destruyendo las células y el mesofilo, trayendo como consecuencias que la transpiración y la fotosíntesis se vean afectadas, las hojas se tornan de una apariencia acartonada ocasionando la reducción del tamaño de la planta y de los frutos (Gallardo *et al.*, 2005).

### **Nematodos (*Meloidogyne incognita*)**

Es un nematodo filiforme conocido como nematodo agallador esto debido a las agallas que ocasiona en las raíces de las plantas donde se alimenta al penetrar en ellas para poder alimentarse y completar su ciclo, los síntomas causados por este nematodo son achaparramiento, amarillamiento, escaso follaje, frutos pequeños y de mala calidad, agallas en las raíces y marchitez de la planta. Además de los problemas que ocasiona al alimentarse se menciona que indirectamente al ocasionar heridas al alimentarse esto favorece la penetración de algunos hongos fitopatógenos. La medida de control utilizadas por los agricultores es mediante la aplicación de nematicidas (Velásquez y Amador 2009).

### **Principales enfermedades**

#### **Mancha bacteriana (*Xanthomonas campestris pv. vesicatoria*)**

Esta puede infectar todas las partes aéreas de la planta, al inicio de la epidemia, la bacteria provoca pequeñas manchas de color café y aspecto húmedo, de contorno redondeado a irregular (Velásquez, *et al.*, 2013).

La bacteria es transmitida dentro o en la superficie de la semilla, donde puede sobrevivir hasta por 16 meses, también puede sobrevivir en el suelo, sobre restos no descompuestos de planta infectada. Este patógeno puede penetrar a la planta a través de las estomas u otras aberturas naturales, por heridas causadas por insectos o por personas al realizar las labores típicas del cultivo (Velásquez, *et al.*, 2013).

Es importante tener una inspección constante de la plántula, al encontrar síntomas de la enfermedad. Una vez que la enfermedad se presenta después del trasplante se sugiere el empleo de productos a base de cobre combinado con fungicidas o la aspersión de un antibiótico como la estreptomina en dosis de 85g por cada 100 litros de agua (Velásquez, *et al.*, 2013).

### **Antracnosis del pimiento (*Colletotrichum spp.*)**

La antracnosis o mancha del fruto generalmente se presenta durante la temporada de lluvia y principalmente en fruto maduro tanto en campo, como en los centros de comercialización (Arteaga, 2007).

El síntoma inicial consiste en unas pequeñas lesiones de color blanquecino, que conforme avanza en su desarrollo se tornan hundidas, amarillentas, de forma circular con un diámetro que puede variar de 1.0 a 3.5 centímetros, que comprende de 10 a 25% de la superficie total del fruto. En un principio la lesión es de consistencia acuosa y finalmente necrótica y blanca. El manchado del fruto se distribuye aleatoriamente en los frutos de la planta, o solo en aquellos que se ubican en las partes externas de la misma (Arteaga, 2007).

Para disminuir el daño es importante destruir los residuos de la cosecha anterior y realizar la rotación de cultivos por menos durante cuatro ciclos (Arteaga, 2007).

### **Cenicilla (*Leveillula taurica*).**

La cenicilla es otra de las enfermedades principales del Chile. Esta enfermedad se caracteriza por el tejido blanco que forman por debajo de las hojas. Es una enfermedad destructiva difícil de poner bajo control especialmente cuando las condiciones climáticas le favorecen (Lardizábal, 2002).

En las hojas, principalmente en las inferiores, el hongo produce pequeñas manchas de color blanco de apariencia polvosa compuesta de esporas que emergen de las estructuras del hongo, la falta de follaje impide el desarrollo normal de la planta incrementando el daño. Si la defoliación es severa, el número y tamaño de los frutos se reducirá, además de que los frutos producidos tienen poco sabor (Chew, *et al.*, 2008).

El hongo inverna en residuos del cultivo y en la maleza. Se recomiendan aplicaciones del fungicida Clorotalonil (Bravo 500) en dosis de 3.0-5.01 l/ha en intervalos de 7 a 15 días (Chew, *et al.*, 2008).

### **Tizón temprano (*Alternaria spp.*)**

Este hongo produce lesiones de forma circular en las cuales se observan anillos concéntricos en las hojas, tallos o frutos, las lesiones se tornan de una coloración café oscuro rodeadas de una coloración amarillenta, con el tiempo ocasiona que las hojas dañadas se caigan ocasionando una defoliación que trae como consecuencia reducción del crecimiento y problemas de estéticos en el fruto por estar expuestos a la luz solar y otros factores. El control de esta enfermedad se basa en la aplicación de productos químicos como lo son, Clorotalonil, Folpet, Mancozed, Captan, Cobre y Azoxystrobin (Chew *et al.*, 2008).

### **Mancha gris (*Stemphylium solani*)**

La mancha gris es una enfermedad causada por *Stemphylium solani*, patógeno que se presenta muy frecuentemente en diferentes especies de chiles (Guigón y González, 2001).

Esta se manifiesta principalmente en las hojas jóvenes, en donde aparecen pequeñas manchas de color café claro de uno o dos milímetros de diámetro. Al madurar las hojas, las manchas se hacen más grandes y en las orillas de la mancha se presentan un color café rojizo y el centro blanco. Las manchas generalmente tienen un tamaño que fluctúa entre tres o cinco milímetros de diámetro. Los ataques severos de esta enfermedad, como la mayoría que se presentan en Chile provocan una defoliación al sol y sufrir quemaduras. En los frutos no es frecuente encontrar lesiones. Las aspersiones con Captan, Maneb, Zineb, Clorotalonil, Anilazina, Mancozeb y cobres pueden ayudar en el control de la enfermedad (Guigón y González, 2001).

### **Virus mosaico del pepino (CMV)**

Es un virus no persistente el cual es transmitido por más de 60 especies de pulgones en el que se encuentra a *Myzus persicae*, también se transmite por semilla o mecánicamente. Los síntomas característicos de este virus son, follaje arrugado y amarillento, achaparramiento de la planta, las hojas enfermas son más delgadas que las enfermas y los frutos sufren malformaciones (Chew *et al.*, 2008).

### **Virus mosaico de la alfalfa (AMV)**

Es un virus no persistente el cual puede ser transmitido por más de 20 especies de pulgones en el que se encuentra a *Myzus Persicae*, puede ocasionar pérdidas hasta de un 65%, este virus también puede ser transmitido por semilla, mecánicamente y por injertos (Chew *et al.*, 2008).

### **Virus mosaico del tabaco (TMV)**

Es un virus perteneciente al género *Tobamovirus* este es transmitido mecánicamente, tiene la capacidad de sobrevivir en restos de cosechas por varios años, los síntomas causados por este virus son, aclaración de las venas en hojas jóvenes, ampollas en las hojas, achaparramiento de la planta, clorosis y mosaicos, las hojas más viejas se caen, aborto de flores y frutos, también ocasiona maduración irregular o la caída de frutos (Chew *et al.*, 2008).

### ***Damping off* o secadera de plántulas.**

Es un problema fuerte en plántulas desde la preemergencia hasta un mes de edad. Las plántulas se pueden marchitar rápidamente causando una drástica reducción de la población. Esto obliga a efectuar labores de resiembra y afecta la programación de plantío. La enfermedad puede ser causada por un complejo de hongos que incluye a *Rhizoctonia sp.*, *Fusarium sp.*, y los Oomicetos *Pythium sp.*, y *Phytophthora capsici*. Estos fitopatógenos sobreviven por largos periodos en el suelo, pueden resistir en residuos de plantas enfermas o en raíces de maleza. El *damping off* tiende a ser más

severa bajo condiciones de alta humedad del suelo, compactación, ventilación deficiente y ambiente húmedo, nublado y fresco (Sánchez, 2001).

La semilla se puede pudrir antes de la emergencia dando la apariencia de fallas de germinación. Después de la emergencia, las plántulas muestran lesiones en la base del tallo que lo rodean y las plántulas se marchitan. En caso del *Pythium* sp., las lesiones son oscuras y acuosas que se inician en las raíces y avanzan por el tallo hasta arriba del nivel del sustrato; en el caso de *Rhizoctonia* sp., las lesiones son de color café rojizo a oscuros, pueden afectar las raíces y el cuello de las plántulas. Para su control es recomendable desinfectar el sustrato de las charolas germinadoras, así como el uso de semillas sana y/o desinfectada. Para la desinfección de las plántulas se recomienda aislar y quemar las plantas enfermas, eliminar todos los residuos antes del trasplante, se puede sumergir la raíz en una solución fungicida antes de sembrar (Sánchez, 2001).

### **Importancia de la secadera del chile**

Los hongos de mayor importancia económica para este cultivo de chile son los géneros: *Fusarium* sp., *Rhizoctonia* y el Oomycete *Phytophthora* spp. Éstos son los causantes de la enfermedad conocida comúnmente como secadera, tristeza o marchitez del chile. De acuerdo con los reportes de fitopatólogos estos microorganismos han invadido todos los estados de la República Mexicana donde se produce este cultivo (Guigón y González, 2001).

### **Género *Fusarium***

Este género es considerado como uno de los principales causantes de la secadera del chile (*Capsicum annuum*), los miembros de este género pertenecen a un grupo cosmopolita de hongos, que se encuentran ampliamente distribuidos en el suelo y son capaces de colonizar la parte aérea y subterránea de las plantas, así como restos vegetales y otros sustratos orgánicos (Summerell *et al.*, 2003). *Fusarium* es considerado como uno de los géneros de hongos fitopatógenos más importantes ya que causa enfermedades en cultivos de gran importancia económica; aunque también puede

sobrevivir de manera saprófita sobre residuos de cultivos. Las especies patógenas de este género pueden causar marchitamientos, podredumbres de raíz y canchales en una amplia variedad de cultivos. Algunas especies producen micotoxinas, que son metabolitos secundarios capaces de provocar enfermedades graves en animales y humanos al consumir plantas o productos con problemas de *Fusarium* (García *et al.*, 2010).

### **Clasificación taxonómica.**

**Reino:** Fungi

**Filo:** Ascomycota

**División:** Eumycotina

**Clase:** Sordariomycetes

**Orden:** Hypocreales

**Familia:** Nectriaceae

**Género:** *Fusarium*

**Especies:** *F. oxysporum*, *F. solani*  
(Martínez *et al.*, 2015).

### **Sintomatología**

La mayoría de los hongos de este género que producen marchitamientos vasculares pertenecen a la especie *Fusarium oxysporum*, mientras que otras como *Fusarium solani* y sus formas especiales, ocasionan marchitez vascular, pudrición de semillas, raíces así como también en plántulas, tallos inferiores, coronas, cormos, bulbos, tubérculos y otras partes de la planta (Agrios, 2008).

Las hojas o partes de las plantas infectadas pierden turgencia, se debilitan, adquieren una tonalidad que va del verde claro al amarillo verdoso. Las hojas marchitas pueden

estar extendidas o bien enrollarse. Los retoños tiernos y jóvenes también se marchitan y mueren (Molina, 2006).

*Fusarium* sp., provoca marchitez infectando a las plantas a través de sus raíces, en las que penetran directamente o a través de heridas, la pudrición de la raíz y del tallo en un principio se presenta en forma de áreas blandas que más tarde adquieren un color que va de café a negro, en algunos casos se cubre de micelio blanco. Las raíces, tallos y otros órganos son destruidos rápidamente, hasta que toda la planta muere o muestra un desarrollo insuficiente (Agrios, 2008).

### **Epidemiología**

Generalmente, las condiciones de alta humedad en el suelo, temperaturas frescas y días nublados favorecen el desarrollo de la epidemia de la raíz, cuya severidad tiende a incrementarse con la presencia de otros factores como parcelas con suelos muy pesados con drenaje deficiente o suelos muy compactos que reducen el drenaje del exceso de agua (Velásquez y Amador, 2009).

El exceso de agua en el suelo debido a la lluvia, o riegos muy pesados o a una combinación de ambos, favorece la dispersión de algunos de los patógenos ya mencionados como es el caso de *Fusarium* sp., ya que proporciona una capa de agua donde sus propagulos se transportan rápidamente, principalmente a lo largo de las camas o surcos y en menor proporción a través de ellas. Sin embargo, la enfermedad puede causar pérdidas considerables aún en condiciones de baja humedad en el suelo, sobre todo si se combina con otros factores como monocultivo, variedades muy susceptibles y plántula de mala calidad fitosanitaria. En ambos casos, la mortalidad de plantas es más evidente a partir del inicio de floración (Velásquez y Amador, 2009).

### **Ciclo de la enfermedad**

El *Fusarium* sp., inverna en el suelo o en restos de plantas, en forma de esporas asexuales de pared gruesa denominadas clamidosporas, o bien en forma de micelio o esporas en restos vegetales. Son organismos saprofitos y una vez que se introducen en

un terreno de cultivo, se establecen ahí por tiempo indefinido, aunque su número poblacional varía en forma considerable, dependiendo de la susceptibilidad y tiempo de cultivo de la planta hospedante en el campo. La infección empieza cuando las clamidosporas presentes en el suelo son diseminadas por el viento, insectos o por salpicaduras de agua (Caesar *et al.*, 1998; Kremer *et al.*, 2006).

Los síntomas pueden aparecer en cualquier etapa de desarrollo, desde el trasplante, hasta la etapa de madurez o producción; durante este periodo se puede observar que el follaje de las plantas se marchita, las ramas se colapsan, las hojas caen y la planta muere (Molina, 2006).

### **Daños ocasionados**

El género *Fusarium* ocasiona grandes pérdidas en los cultivos en todo el mundo generando grandes pérdidas económicas. Según SENASICA (2012) citado por Villa *et al.*, (2015) *F. oxysporum* puede causar pérdidas del 10 al 53% en el cultivo de papa. *F. oxysporum* y *F. solani* junto con *Phytophthora capsici.*, *Rhizoctonia spp.*, *Pythium spp.*, se han reportado causando la secadera del chile ocasionando pérdidas que van del 60 al 100% de las superficies sembradas. Este además también se ha reportado causando graves daños en rendimiento en asociación junto con otro microorganismo como lo es el nematodo *Meloidogyne incógnita*.

### **Manejo de la enfermedad**

Para el manejo del marchites del cultivo de chile ocasionado por especies de *Fusarium* sp., es importante integrar las medidas de control que existe como son: el control cultural, el control biológico, el control físico o mecánico, el ecológico, control legal y finalmente el químico, llevarlos a cabo de manera correcta, preciso y eficiente para poder reducir los daños ocasionados por esta enfermedad y así obtener un alto rendimiento del cultivo (Lesur, 2006).

- ❖ El manejo del agua de riego se considera como el factor más importante para el control de la marchitez. Por lo tanto, se recomienda suelos con buen drenaje, nivelar

el terreno y formar surcos altos para evitar exceso de humedad, aplicar riegos ligeros y frecuentes.

- ❖ Rotación de cultivos tolerantes a especies de *Fusarium*, por más de 3 años, así como utilizar variedades resistente.
- ❖ Eliminar residuos de cosecha, ya que en ellos es donde quedan restos de micelios o esporas del hongo, así como en las semillas y el suelo, los cuales germinan en el siguiente ciclo del cultivo iniciando una nueva infección.
- ❖ Tratar las plántulas antes y después del trasplante, con mezcla de fungicidas con algunos productos como: Captan, Tebuconzole, Tiabendazol, Tiofanato metílico, sumergir las raíces.
- ❖ Tratamiento a las semillas y plantas con fungicidas (Figura 1).

Enfermedad	Producto	Dosis/Ha	Días a cosecha	Observaciones
Marchitez del chile	Dexone	30 g/kg	14 días	Tratamiento a la semilla
	*Captan (Captan 50 PH)	4.0 g/kg		Aplicar en agua de riego o dirigido al cuello de la planta.
	*Clorotalonil (Daconil 2787 W-75)	1.5-2.5 kg		Aplicación foliar
	*Fosetil-al (Aliette)	2.5 kg		

**Figura 1. Productos químicos recomendados para la marchitez del chile (Chew, et al., 2008).**

### **Especies de *Fusarium***

Leslie *et al.*, (2006), menciona que existen aproximadamente un total de 70 especies del genero *Fusarium*, estas pueden ser saprofitas o parasitas, las cuales han sido identificadas morfológicamente. Summerell *et al.*, (2003) mencionan que existen especies

denominadas “formas especiales (f. sp.)” las cuales tienen características morfológicas indistinguibles, pero a diferencia de las otras que tienen un rango amplio de hospederos estas especies solo tienen la capacidad de infectar a un solo hospedero o un rango muy reducido de estos.

El género *Fusarium* pertenece al Phylum *Ascomycota*, este es un género de distribución mundial, filamentoso con un micelio bien desarrollado y septado, con conidióforos y conidias muy características de este género, aunque existen especies unicelulares. Por causar daños a un gran número de cultivos se les ha considerado como hongos de campo, los daños causados a los cultivos suelen ser irreversibles lo que origina grandes pérdidas económicas (García *et al.*, 2007; Sumalan *et al.*, 2013).

Para una correcta identificación de las especies del género *Fusarium* se requiere de la observación de sus características morfológicas de manera macroscópica y microscópicamente, además de tener en cuenta el cultivo y las condiciones donde se desarrolla. Las características morfológicas son divididas en primarias y secundarias, en las primarias se incluyen: la forma de los macroconidios, el origen y la forma de los microconidios, el tipo de conidióforo y si hay presencia o ausencia de clamidosporas, y en las secundarias se incluyen: la formación o ausencia de esporodoquios, la morfología y coloración de la colonia (Nelson *et al.*, 1994; Figueroa *et al.*, 2010).

### **Identificación morfológica**

Como ya se ha mencionado anteriormente uno de los métodos más comunes para la identificación de especies de *Fusarium* se basa en la identificación mediante la observación de sus características morfológicas. Existen diferentes medios de cultivo que son utilizados para el proceso de identificación de *Fusarium* como los que se mencionan a continuación, PDA (Potato Dextrose Agar por sus siglas en inglés) que se utiliza para analizar la morfología de la colonia; CLA (Carnation Leaf Agar por sus siglas en inglés) y SNA (Spezieller Nährstoffarmer Agar) utilizados para el análisis de las estructuras microscópicas (Leslie *et al.*, 2006).

## **Características morfológicas para identificar *Fusarium oxysporum***

### **Macroconidias**

La mayoría de los aislamientos producen abundantes esporodios de color naranja pálido, pero también pueden ser escasos o inexistentes los esporodios en algunos aislamientos, son cortos y mediana longitud, rectos a ligeramente curvados. Esporas de paredes delgadas, fusiformes, largas, moderadamente curvadas, la célula apical es cónica o curvada, célula basal elongada con forma de pie en la base de la célula. Generalmente de 3 septos, escaso en algunas cepas, sin embargo por lo general abundante en esporodios. Las macroconidias tienen un tamaño de 27 a 46  $\mu\text{m}$  de largo y de 3.0 a 4.5  $\mu\text{m}$  de ancho.

### **Microconidias**

Las microconidias son de forma oval, elíptica o en forma de riñón tienen de 5-12  $\mu\text{m}$  de largo por 2.5-3.5  $\mu\text{m}$  de ancho. Esporas generalmente unicelulares, por lo general sin septos, hialinas, elipsoidales a cilíndricas rectas o curvadas, se forman sobre filiales laterales, cortas, simples o sobre conidióforos poco ramificados. Los micelios presentes en las cabezas falsas, células conidiógenas en monofialides cortos, abundantes en el micelio aéreo.

### **Clamidosporas**

Las Clamidosporas se forman en abundancia y rápidamente en CLA de 2-4 semanas, por lo general en la mayoría de los aislados, pero en otros aislados las clamidosporas se forman lentamente. Esporas formadas a partir de la condensación del contenido de las hifas y de las conidias, de paredes gruesas. Generalmente se forman solas o en parejas, pero también se pueden encontrar en racimos o en cadenas cortas, terminales o intercalado, con un tamaño de 5 a 15  $\mu\text{m}$  de diámetro (Granada, *et al.*, 2001; Leslie y Summerell, 2006).

## **Principales características morfológicas para identificar *Fusarium solani***

### **Macroconidia**

Los esporodios de color crema, azules o verdes, con numerosas macroconidias (los esporodios cremas generalmente contienen más macroconidias que los azules o

verdes), relativamente anchas, rectas y robusta. Célula apical contundente y redondeado, con célula basal de una forma distinta del pie o puede estar poco desarrollado, rectas a casi cilíndricas, generalmente con un extremo con muescas o redondeado. Septos de 5 a 7, esporoquios generalmente abundante.

### **Microconidias**

Microconidias de forma ovalado, elipsoide, reniforme y fusiforme con 0 o 1 a ocasionalmente 2 septos, micelio aérea en cabezas falsas, monofialides a menudo bastante largos. Abundantes microconidias en el micelio aéreo.

### **Clamidosporas**

Las clamidosporas comúnmente se forman en abundancia y rápidamente, generalmente de 2-4 semanas con CLA. Pueden ser intercalas en las hifas o formarse terminalmente en ramas laterales cortas usualmente de forma individual o en pares, pero ocasionalmente en cadenas cortas, con apariencia de forma globosa a ovalada, suave o de paredes ásperas (Leslie y Summerell, 2006).

## **MATERIALES Y MÉTODOS**

### **Ubicación del experimento**

Durante el periodo estacional primavera-verano de 2018, se desarrolló el trabajo de investigación en el laboratorio de Fitopatología del Departamento de Parasitología de la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro (UAAAN), Buenavista, Saltillo Coahuila, la cual se encuentra entre las coordenadas geográficas 25° 21'13'' latitud norte y 101° 01'56'' longitud oeste, a una altura de 1,742 msnm.

### **Obtención de muestras**

Las muestras se proporcionaron de parcelas comerciales de chile serrano de los municipios de Altamira y González, Tamaulipas. Las plantas colectadas presentaban síntomas de secadera, las cuales estaban dentro de bolsas negras y fueron recibidas en una hielera y procesadas en el laboratorio de Fitopatología del Departamento de Parasitología de la UAAAN.

### **Preparación de medios de cultivo**

Se utilizó medio de cultivo comercial Papa Dextrosa Agar (PDA) de la marca BD Bioxon y se preparó con base a las indicaciones del producto, para lo cual se pesaron 19.5 g de PDA, se diluyó en medio litro de agua destilada, se adicionó 1.5 gr de extracto de malta y se depositó en matraces de 1 L. Para el medio Agar Agua (AA) se utilizó Agar bacteriológico (AB) marca BD Bioxon, para la preparación se pesaron 10 g de AB y se diluyó en medio litro de agua destilada y se colocó la solución en matraces de 1 L. Posteriormente, los matraces preparados que contenían cada medio se taparon con una torunda y se calentaron cerca del mechero para que se incorporara el medio con el agua, para esterilizar en autoclave a 121°C (15 libras de presión) durante 15 minutos. Se dejaron enfriar los medios y se vaciaron a cajas Petri estéril bajo la campana del flujo laminar y se dejaron reposar por 24 h para su utilización en el aislamiento, purificación, incremento y pruebas de patogenicidad de los hongos recuperados de las muestras.

## **Aislamiento e identificación**

Las raíces colectadas fueron lavadas con agua corriente, se secaron a temperatura ambiente sobre papel estroza estéril, se cortaron en pequeños trozos de tejido y fueron desinfectados en una solución de hipoclorito de sodio al 1% por 3 minutos, se pasaron por 2 pasos de agua destilada estéril y fueron secadas a temperatura ambiente sobre papel estroza estéril. Las secciones de raíz y tallo se transfirieron asépticamente a cajas Petri con medio de cultivo PDA y se incubaron a 28°C. Transcurridos 24 h, los diferentes crecimientos de hongos se purificaron al tomar la punta de la hifa y se transfirieron a nuevas cajas Petri que contenían PDA y se incubaron por 15 días a 28 ° C. Los diferentes aislamientos se identificaron al hacer montajes en portaobjetos con azul de lactofenol y cubreobjetos, para luego observarlos en el campo visual de un microscopio compuesto marca Motic BA210E con el objetivo de 40X y 100X. Las observaciones realizadas se hicieron con el objeto de observar y documentar el tipo de micelio, fialides, micro y macroconidias, esporodoquio y clamidosporas, así como con el uso de las claves taxonómicas especializadas de Leslie y Summerell, (2006) se identificaron las especies de *Fusarium*, también se documentó el crecimiento en PDA, color y apariencia de colonias.

## **Pruebas de patogenicidad *in vitro*.**

Se utilizaron semillas de chile serrano de la variedad Tampiqueño 74, las cuales se colocaron en agua estéril por 24 horas, para después, desinfectarlas en una solución de hipoclorito de sodio al 3% por 1 minuto y posteriormente se enjugaron con agua estéril para eliminar exceso de hipoclorito de sodio y fueron secadas sobre papel estroza estéril. En grupos de 20 semillas de chile se colocaron en 7 cajas Petri con medio de cultivo Agar-Agua (AA) para su germinación. Trascurriendo 4 días se tomaron 2 semillas germinadas y se depositaron a nuevas cajas Petri con el mismo medio AA, se inocularon con los diferentes aislamientos identificados como *Fusarium* spp., se incubaron a 28 °C por 12 día. La severidad de la enfermedad se evaluó, mediante la escala: 0 = sin daño; 1= crecimiento de micelio sobre la raíz sin daño; 2 = necrosis en raíz sin crecimiento de micelio en raíz; 3 = necrosis y crecimiento de micelio sobre la raíz; 4 = necrosis y

crecimiento de micelio en toda la plántula. La severidad se evaluó en base a la escala antes expuesta y se transformó a porcentaje con la formula consultada en la investigación de Carrión, (2016).

$$S = \left( \frac{\sum(a * b)}{(n * k)} \right) * (100)$$

Donde:

S = Severidad;  $\sum(a * b)$ = Sumatoria del grado de afectación(0,1,2,3,4);  $n$  = Número de plantas evaluadas;  $k$  = Grado mayor de la escala (4).

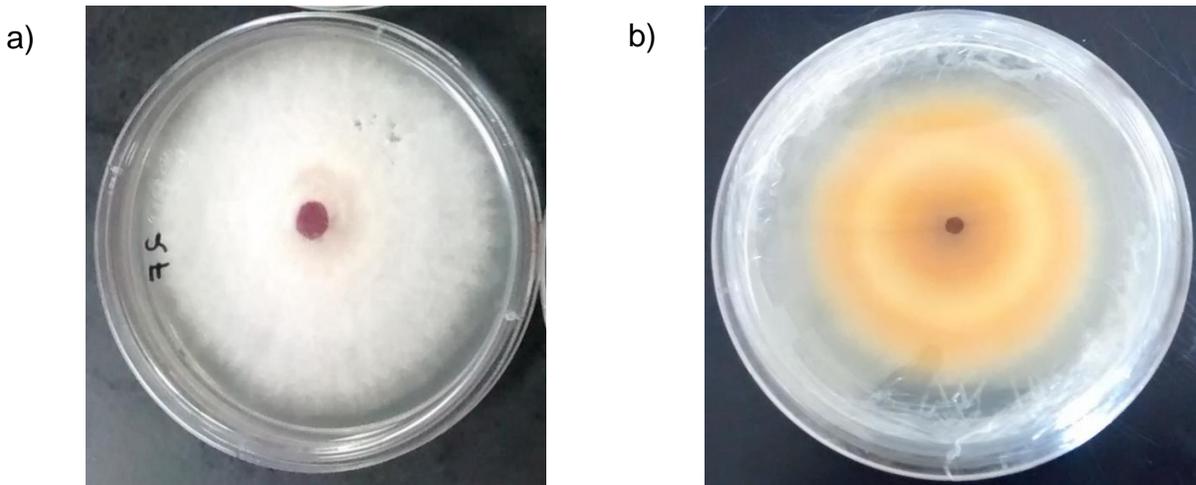
### **Análisis estadístico.**

Para determinar la diferencia estadística en la severidad se realizó un análisis de varianza y una comparación de media según Tukey ( $p= 0,05$ ), bajo un diseño completamente al azar, en el programa estadístico SAS 9.0.

## RESULTADOS Y DISCUSIÓN

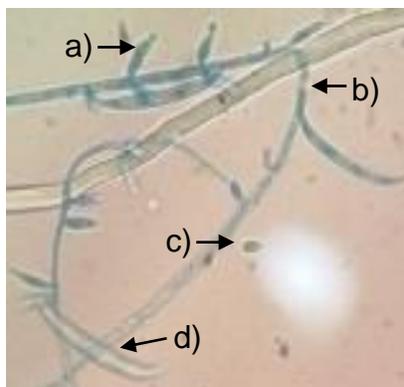
De las muestras de plantas de Chile con síntomas de secadera procedentes de lotes comerciales de los municipios de Altamira y González, Tamaulipas, se logró recuperar nueve aislamientos del género *Fusarium* spp. en el medio de cultivo PDA.

En las observaciones macroscópicas se encontró un crecimiento micelial de aspecto algodonoso, coloraciones blancas (Fig.2, a), beige y violetas (Fig.2 b).



**Figura 2. Crecimiento micelial de *Fusarium* spp. en medio de cultivo PDA.** a) *F. oxysporum*; b) *F. solani*.

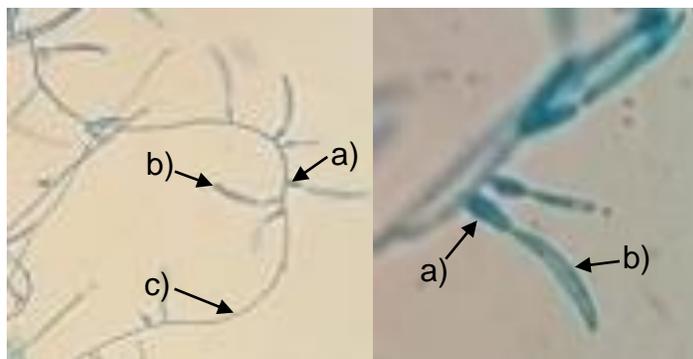
La morfología microscópica observada al microscopio compuesto fue con hifas septadas (Fig.3, b) hialinas, con presencia de microconidias ovoides (Fig.3, c), macroconidias en forma de canoa o media luna (Fig.3, d) se forman generalmente en esporodoquios, fialides cortos (Fig.3, a), estas características macroscópicas y microscópicas correspondientes al género *Fusarium*, descritas en las claves taxonómicas de Barnett and Hunter (1998).



**Figura 3. Estructuras microscópicas de *Fusarium* spp.** a) Fialides; b) Hifas septadas y hialinas; c) Microconidia ovoide; d) Macroconia en forma de canoa

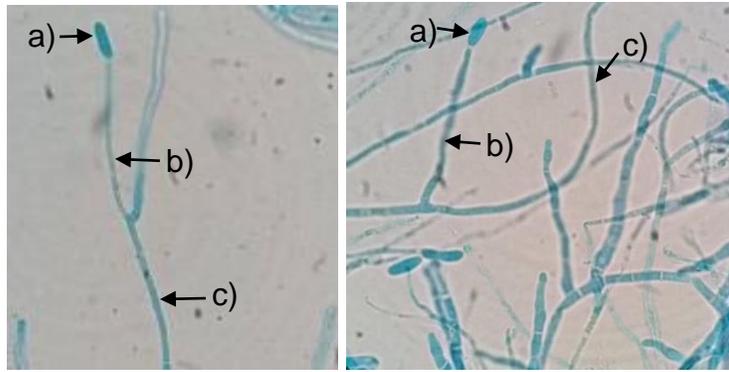
### Identificación de especies de *Fusarium*.

De los nueve aislamientos recuperados (Fig. 6), seis de ellos presentaron abundantes microconidas unicelulares y bicelulares, de forma ovoide a elipsoide, en fialides cortos (Fig. 4, a)) agrupados en falsas cabezas y macroconidias (Fig. 4, b)) con las células apicales ligeramente curvadas, característica de *Fusarium oxysporum*.

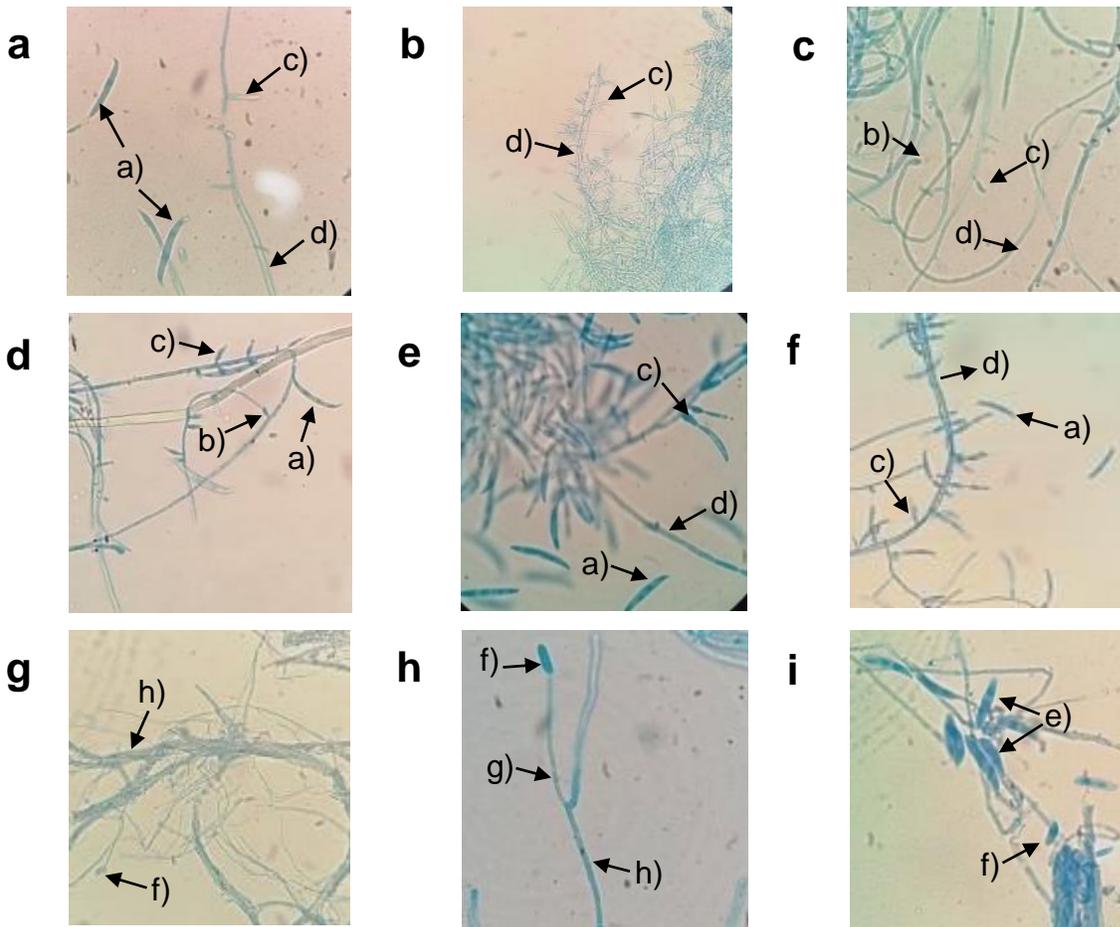


**Figura 4. Características morfológicas de *F. oxysporum*.** a) Fialide; b) Macroconidia; c) Hifa.

Los otros tres aislamientos correspondieron a *F. solani*, (Fig. 6) los cuales se observaron con microconidias en fialides largas de forma oval a elíptico (Fig.5, a), mono y bicelulares, las macroconidias son rectas (Fig.6, i, e) y presentaron células apicales y basales redondeados de tres a cinco segmentos.



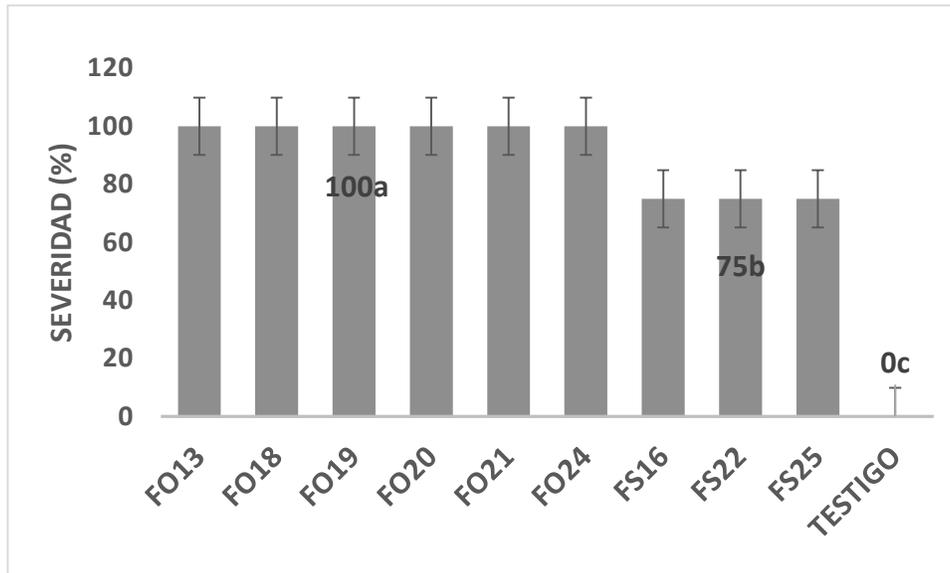
**Figura 5. Características microscópicas de *F. solani*.** a) Microconidias oval a elíptico; b) Fialides largas; c) Hifas septadas.



**Figura 6. Hongos del género *Fusarium* recuperados de plantas de Chile con síntomas de secadera en el Sur de Tamaulipas.** A-F) *Fusarium oxysporum*; a) Macroconidia, b) Microconidia, c) Fialide, d) Hifa. G-I) *F. solani*; e) Macroconidia, f) Microconidia, g) Fialide, h) Hifa.

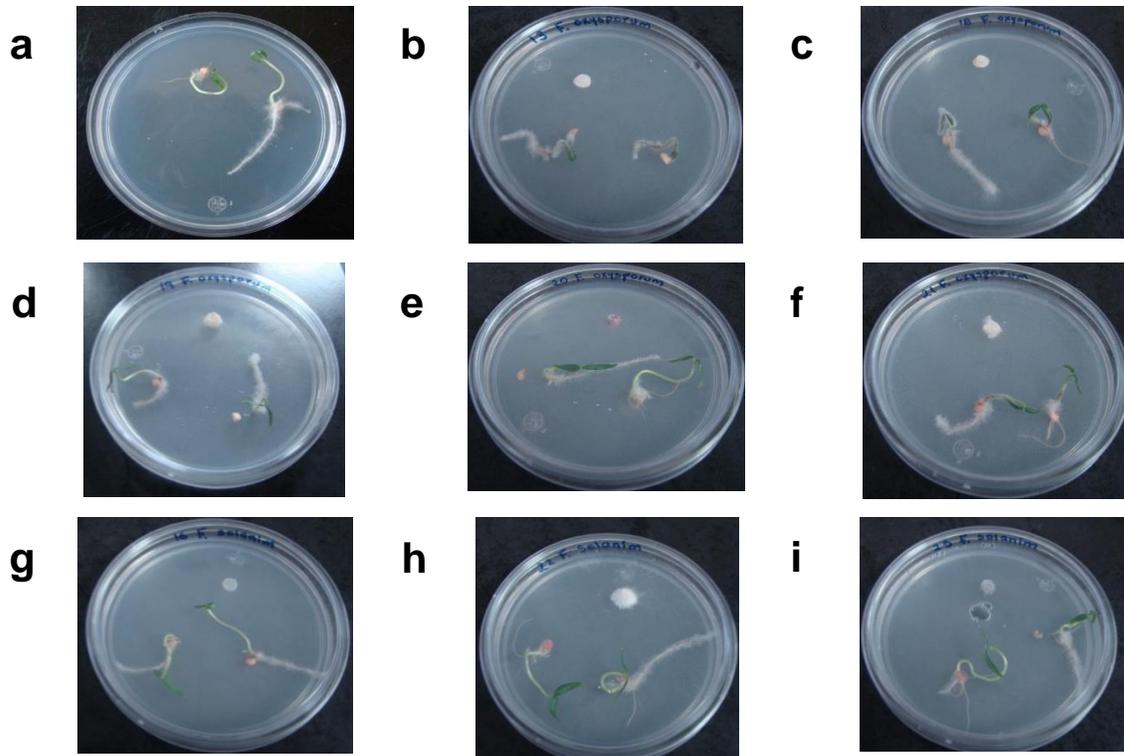
## Pruebas de patogenicidad

En las pruebas de patogenicidad *in vitro* (Fig. 7), muestra que los aislamientos identificados como *F. oxysporum* tuvieron una alta patogenicidad al mostrar una severidad del 100 %, mientras que *F. solani* presento un 75 % de severidad.



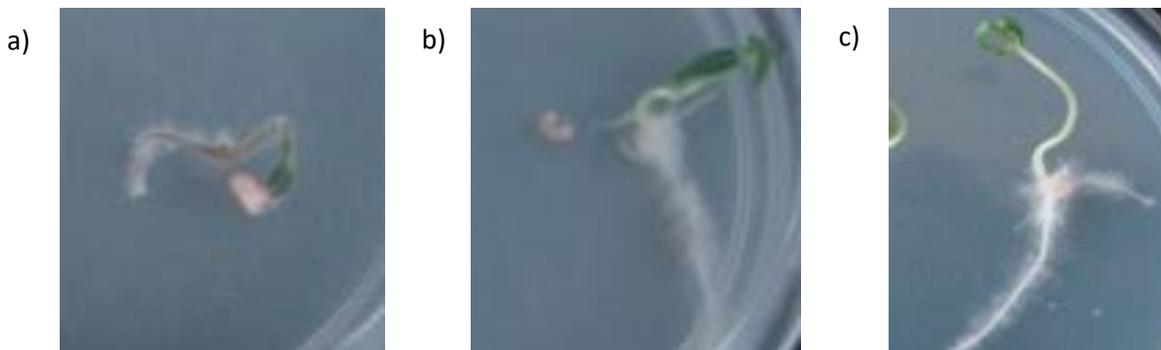
**Figura 7. Prueba de la Severidad de aislamiento de *F. oxysporum* y *F. solani* en chile serrano tampequeña 74.** *Fusarium oxysporum*: FO13, FO18, FO19, FO20, FO21, FO24. *F. solani*: FS16, FS22, FS25.

Con respecto al testigo (Fig. 8 A), que se muestra totalmente sano, los diferentes aislamientos de *F. oxysporum* (Fig 8. B, C, D, E, F) invadieron totalmente a la plántula, con un crecimiento de micelio y necrosis general. Por su parte, el micelio *F. solani* (Fig. 8 G, H, I) crece sobre la raíz y produce una necrosis de la misma, sin embargo, el tallo y las hojas se observan sanas.



**Figura 8. Pruebas de patogenicidad de aislamiento de *F. oxysporum* y *F. solani* en semillas de Chile Tampiqueño 74.** A) Testigo *F. oxysporum*: B) FO13; C) FO18; D) FO19, E) FO20; F) FO21. *F. solani*: G) FS16; H) FS22; I) FS25.

En una observación mas cercana de las fotografías (Fig. 9), se puede observar que *F. oxysporum* provocó necrosis y crecimiento de micelio en toda la plántula (Fig.9, a), mientras que *F. solani* infectó a la raíz mostrandose una necrosis y crecimiento de micelio sobre la misma (Fig.9, b), por su parte, las plantulas del testigo presentaron sanidad en las hojas, raíz primaria y raíces secundarias sanas (Fig.9, c).



**Figura 9. Grado de severidad que expresan las plantas confrontadas con *Fusarium oxysporum* y *F. solani*.** a) *F. oxysporum*; b) *F. solani*; c) Testigo.

Las características de las especies *F. oxysporum* y *F. solani* descritas en esta investigación concuerdan con la investigación de Espinoza *et al.*, (2019) quienes trabajaron en el cultivo de melón y pudieron determinar que estos fitopatógenos producen la marchitez de las plantas de melón al provocar el taponamiento de los haces vasculares. Se reporta que las especies *F. oxysporum* y *F. solani* como agentes causales de la pudrición de raíces y tallos de plantas cultivadas y que terminan por producir la secadera de las plantas (Chehri *et al.*, 2011; Duarte *et al.*, 2016). Al igual que en este trabajo de investigación Sanchez *et al.*, (2004) determinaron que los aislamientos de *Fusarium oxysporum* obtenidos de plantas con pudrición de la corona del chile fueron patogénicos. De igual forma se reportan a *F. oxysporum* y *F. solani* como fitopatógenos que se asocian a las raíces y tallos de las plantas, siendo altamente patogénicos y destructivos para las plantas (Seo and Kim, 2017). Escalona *et al.*, (2006) al trabajar con el cultivo del chile pudieron determinar que las plántulas inoculadas con sus aislamientos de *Fusarium solani* producen síntomas de necrosis en tallos y cotiledones, así como amarillamiento y muerte de plántulas. Otras investigación demostraron que las plantas inoculadas con *F. solani* producen en plántulas de cabalunga (*Thevetia peruviana*) necrosis en la región de la incisión del tallo a los ocho días posteriores a la inoculación (DPI), posteriormente se presentaron necrosis en todo el tallo, hojas cloróticas y ausencia de turgencia, lo que causó que las plantas se marchitaran a los 40 DPI y se observara la presencia de micelio externo superficial de color blanco (Parra *et al.*, 2011). Estos síntomas característicos de necrosis y la pudrición de raíz en este trabajo experimental pudieron ser observados en los ensayos de patogenicidad en plántulas de chile así como en semillas en germinación,

## CONCLUSIÓN

Se identificó a *Fusarium oxysporum* y *F. solani* como agentes causales de la secadera de chile de muestras de plantas de este proveniente del Sur de Tamaulipas. Además se comprobó por pruebas de patogenicidad *in vitro* que genera lesiones necróticas en raíz y tallo de plántulas de semilla de chile cultivadas *in vitro* en laboratorio.

## LITERATURA CITADA

- Agrios, G. N. 2008. Fitopatología. 2ª edición. Editorial Limusa. México. 856p.
- Arroyo, V. L. 2012. Normas preliminares de diagnóstico nutrimental compuesto y correlaciones nutrimentales en pimiento (*Capsicum annuum* L.). Tesis de Maestría. Colegio de Posgraduados, Campus Montecillo. Texcoco, Edo de México. México. 44 pp.
- Arteaga, J. A. 2007. El cultivo de chile en México y el mundo. Disponible en: <http://www.innovacion.gob.sv/inventa/attachments/article/1060/contenido.pdf>.
- Azofeifa, A., Moreira, M. 2008. Absorción y distribución de nutrimentos en plantas de chile dulce (*Capsicum annum* L. CV. HOT) en Alajuela, Costa Rica. Agronomía Costarricense 32: 19-29.
- Barnett, H. L., Hunter, B. B. (1998). Illustrated Genera of Imperfect Fungi. The American Phytopathological Society. US Department of Agriculture, Agricultural Research Service, Washington State University, Pullman. APS Press. USA. St. Paul, Minnesota USA. 218p.
- Caesar, J. A., Campobasso, G., Terragitti, G. 1998. Identification, pathogenicity and comparative virulence of *Fusarium* spp. associated with diseased *Euphorbia* spp. in Europe. Biocontrol Science and Technology. 8: 313-319.
- Carrión, A. R., Criollo, R. G., Rojas, F. M., Rodríguez, A. S., Torres, G. R. (2016). Estudio de la Patogenicidad de Aislados de *Fusarium* spp., Asociados a la Marchitez Vascular del Babaco en Loja-Ecuador. Centro de Biotecnología, 3(1).
- Chehri, K., Salleh, B., Yli-Mattila, T., Reddy, K. N., Abbasi, S. (2011). Molecular characterization of pathogenic *Fusarium* species in cucurbit plants from Kermanshah province, Iran. Saudi Journal of Biological Sciences 18: 341-351.
- Chew, M. Y. I., Vega, P. A., Palomo, R. M., Jiménez, D. F. (2008). Principales Enfermedades del Chile (*Capsicum annuum* L.). INIFAP-Centro de Investigación Regional Norte Centro. Campo Experimental, La Laguna. México, DF Folleto Técnico, (153), 2.

- Duarte, L. Y., Echevarría, H. A., Martínez, C. B. (2016). Identificación y caracterización de aislamientos de *Fusarium* spp., presentes en garbanzo (*Cicer arietinum* L.) en Cuba. *Revista de Protección Vegetal*, 31(3), 173-183.
- Escalona, Y. D., Rodríguez, N., Contreras, N. J. 2006. «Patógenos del suelo en el cultivo del pimentón en la zona baja del municipio Jiménez, Estado Lara, Venezuela», *Bioagro* 18: 3-13.
- Espinoza, A. C. A., Gallegos, M. G., Hernández, C. F. D., Ochoa, F. Y. M., Cepeda, S. M., Castillo, R. F. (2019). Antagonistas microbianos a *Fusarium* spp., como agente causal de pudrición de raíces y tallo en melón. *Ecosistemas y recursos agropecuarios*, 6(16), 45-55.
- Figuroa, R. M. G., Rodríguez, G. R., Guerrero, A. B. Z., González, C. M. M., Hernández, J. L. 2010. Caracterización de Especies de *Fusarium* Asociadas a la Pudrición de Raíz en Guanajuato, México. *Revista Mexicana de Fitopatología* 2(28):124-134.
- Flores, R. 2011. “Nutrición en Chile Jalapeño (*Capsicum annuum* L.) Bajo Condiciones de Sombreadero en la Región Lagunera”. Tesis de Ingeniero Agrónomo en Horticultura. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. Torreón, Coahuila, México. Pp.12.
- Gallardo, A., Vásquez, C., Morales, J., Gallardo, J. (2005). Biología y enemigos naturales de *Tetranychus urticae* en pimentón.
- García, J. M. D., Shagarodsky, T., Fresneda, J. A., Fundora, Y. H., González, J. 2007. Caracterización de especies del género *Fusarium* en el cultivo del garbanzo (*Cicer arietinum*) en las provincias ciudad Habana y La Habana. *Temas de Ciencia y Tecnología* 32 (11), 63-66.
- García, N. G., Campos, F. M., Chávez, S. N., Quiñonez, P. F. 2012. Eficacia de Insecticidas Biorracionales y Convencionales Contra el Picudo del Chile, *Anthonomus eugenii* (Coleoptera: Curculionidae) en el Centro-Sur de Chihuahua. *Southwestern Entomologist*, 37(3): 391–401.

- García, P. M., González, J. M. T., Estévez, C. V. (2010). Análisis de factores ecofisiológicos que influyen en la expresión de genes relacionados con la biosíntesis de toxinas en especies de " *Fusarium*". Universidad Complutense de Madrid. 234 p.
- Granada, E. G., Amezcuita, M. C. O., Mendoza, G. R. B., Zapata, H. A. V. (2001). *Fusarium oxysporum* el hongo que nos falta conocer. Acta biológica colombiana, 6(1), 7-25.
- Guigón, L.C. y González, P.A. 2001. Estudio regional de las enfermedades del chile (*Capsicum annuum* L.) y su comportamiento temporal en el sur de Chihuahua, México. Revista Mexicana de Fitopatología vol. 19, Pp. 49-56.
- Hernández, J. J. 2003. "Técnicas de cruzamiento y polinización en chile jalapeño (*Capsicum annuum* L.)". Tesis de Ingeniero Agrónomo en Producción. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. Saltillo, Coahuila, México. Pp. 13-16.
- Inforural. 2010. México: primer lugar mundial en producción de chile verde y sexto en la de chile seco, [www.inforural.com.mx/mexicoprimer-lugar-mundial-en-produccion-de-chile-verde-y-sexto-en-lade-chile-seco/](http://www.inforural.com.mx/mexicoprimer-lugar-mundial-en-produccion-de-chile-verde-y-sexto-en-lade-chile-seco/). [Consulta: 26 Noviembre 2019].
- INIFAP (Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícola y Pecuaria). 2019. Manejo Integrado de Plagas en el Cultivo de Chile en la Huasteca de San Luis Potosí. Tecnología No. 12. Disponible en: <http://www.campopotosino.gob.mx/modulos/tecnologiasdesc.php?id=62>.
- Kraft, K.H., Brown, C. H., Nabhan, G. P., Luedeling, E., Luna, R. J. J., Coppens, E. G., Hijmans, R. J., Gepts, P. (2014). Multiple lines of evidence for the origin of domesticated chili pepper, *Capsicum annuum*, in Mexico. Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America 111: 6165- 6170.
- Kremer, J. R., Caesar, J. A., Souissi, T. (2006). Soilborne microorganisms of *Euphorbia* are potential biological control agents of the invasive weed leafy spurge. Applied Soil Ecology. 32:27–37.

- Lardizábal, R. 2002. Manuel de producción de chile jalapeño. Disponible en: [http://bvirtual.infoagro.hn/xmlui/bistream/handle/123456789/64/CDA\\_Fintrac\\_Manual\\_Produccion\\_Chile\\_Jalape%C3%B1o\\_10\\_02.pdf?sequence=1](http://bvirtual.infoagro.hn/xmlui/bistream/handle/123456789/64/CDA_Fintrac_Manual_Produccion_Chile_Jalape%C3%B1o_10_02.pdf?sequence=1).
- Leslie, J. F., Summerell, B. A., Bullock, S. 2006. The *Fusarium* Laboratory Manual. Blackwell Publishing. 1a. Ed. USA. 388 p.
- Lesur, L. 2006. Manual del cultivo del chile. Prevención y combate de plaga y enfermedades. Editorial trillas, México. Pp 59.
- López, R. G. O. (2003). Chilli. La especia del nuevo mundo. Ciencias (Méx.). 069: 66-75.
- Macias, R. H.; Muñoz, V. J. A.; Velásquez, V. M. A.; Potisek, T. M. C.; Villa, C. M. M. 2013). Chile Habanero: Descripción de su cultivo en la península de Yucatán. Revista Chapingo Serie Zonas Áridas 12: 37-43
- Martínez, V. K. J., Ceceña, D. C., González, M. D., Grimaldo, J. O. (2015). Control de la Marchitez *Fusarium oxysporum* f. sp. *Medicaginis* en Alfalfa (*Medicago sativa* L.) en el Valle de Mexicali, Baja California. OmniaScience. P. 18.
- Mendoza, P. B. 2012. "Producción y eficacia en uso de agua en chile jalapeño (*Capsicum annuum* L.)". Tesis de Ingeniero Agrónomo en Irrigación. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. Torreón, Coahuila, México. Pp. 5, 6, 7, 8.
- Miranda, I., Montoya, A., Rodríguez, Y., Depestre, T., Ramos, M., Rodríguez, H. (2009). Densidad límite para el control de *Polyphagotarsonemus latus* (Banks) (Acari: Tarsonemidae) sobre pimiento (*Capsicum annuum* L.) en cultivo protegido. Revista de Protección Vegetal, 24(3), 146-151.
- Molina, M., J. C y Córdova, T. L. (eds.). 2006. Recursos Fitogenéticos de México para la Alimentación y la Agricultura: Informe Nacional 2006. Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación y Sociedad Mexicana de Fitogenética, A.C. Chapingo, México. 172p.
- Molina, S. E. (2006). Manejo de plagas del follaje y patógenos de suelo del cultivo de pascua (*Euphorbia pulcherrima* Willd ex. Klotzsch) para exportación de esquejes, en la empresa Paul Ecke de Guatemala SA, San Juan Alotenango,

- Sacatepéquez (Doctoral dissertation, Tesis, Ing. Agr. Guatemala, Universidad de San Carlos de Guatemala, Facultad de Agronomía). 102 p.
- Nelson, P.E., Digna, M.C., and Anaissie E.J.1994. Taxonomy, Biology and Clinical aspects of *Fusarium* species. *Clinical Microbiology Reviews* 7: 479-504.
- Nieto, D. A. B., Martín, V., Manuel, V., Javier, L., Jesús, M., Carlos de L. 2014. Protección y nutrición de hortalizas y frutales de riego. 74. Pp.9.
- Nuez, F. R., Ortega G., Costa, J. 1996. El cultivo de pimiento, chiles y ajíes. Ediciones mundi-prensa. Madrid, España. Pp. 94-105, 117-122.
- Orellana, H., Escobar, J., Morales, A., Méndez, I., Cruz, R., Castellón, M. (2014). Guía técnica de cultivo de chile dulce. CENTA. La Libertad, SV. 51p.
- Ortiz, C. M. A. R. G. A. R. I. T. O., Medina, T. R. A. U. L., Valdivia, B. R. O. B. E. R. T. O., Ortiz, C. A. N. D. R. E. S., Alvarado, C. S. E. R. G. I. O., Rodríguez, B. J. R. (2010). Mosquitas blancas plaga primaria de hortalizas en Nayarit. CONACYT. Pp. 31-40.
- Palma, R. M. (1997). Efecto de extractos botánicos sobre el picudo del chile (*Anthonomus eugenii* Cano). Resultados preliminares. *Agronomía Mesoamericana*, P. 99-107.
- Parra, E. H., Pérez, I. M. B., Alejo, J. C., Suárez, J. M. T., Sánchez, E. R. (2011). Patogenicidad de *Fusarium solani* (Mart.) Sacc. y *Alternaria alternata* (Fries) Keissler en *Thevetia peruviana* (Pers.) K. Schum. y su control *in vitro*. *Fitosanidad*, 15(4), 231-236.
- Pérez, C. L. M., Castañón, N. G., Ramírez, M. M., Mayek, P. N. (2015). Avances y Perspectivas Sobre el Estudio del Origen y la Diversidad Genética de *Capsicum* spp. *Ecosistemas y recursos agropecuarios*, 2(4), 117-128.
- Pickersgill, B. 1971. Ajíes o chile (*Capsicum* spp.): Historia y biología. Investigación para el manejo sustentable de recursos genéticos en el Nuevo Mundo. Primera edición 2017. Editorial Morevalladolid, Morelia, México. Pp. 86-92.
- Pozo C., O. 1981. Descripción de tipos y cultivares de chile (*Capsicum* spp.) en México. Folleto Técnico No.77. INIA. SARH. México. 40 p.

- Ramírez, M. M. 2004. Variedades e híbridos de Chile. Curso -Taller "Producción y Manejo Integral del Cultivo de Chile" (Memoria). Consejo Nacional de Productores de Chile. Folleto Técnico No. 3. p. 8.
- Reddy, U. K., Almeida, A., Abburi, V. L., Alaparathi, S. B., Unsel, D., Hankins, G., Nimmakayala, P. (2014). Identification of gene-specific polymorphisms and association with capsaicin pathway metabolites in *Capsicum annuum* L. collections. PloS one, 9(1), e86393.
- Salazar, L. y Silva, C. 2004. "Efectos Farmacológicos de la Capsaicina, el Principio Pungente del Chile". Biología Scripta. 1(1): 7-14.
- Sánchez C., M. 2001. Manejo de enfermedades del tomate. Memoria del curso del INCAPA Manejo Integrado de Plagas y Enfermedades en Tomate, Chile y Papa". Guadalajara, Jalisco, México. Pp. 22-38.
- Seo, Y, Kim Y. H. (2017). Potential reasons for prevalence of *Fusarium* wilt in oriental melon in Korea. The Plant Pathology Journal 33: 249-263.
- SIACON. 2010. Programa Sistema de Información Agroalimentaria de Consulta 2010. Módulo Agrícola.
- SIAP (Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera). 2018. Producción agrícola, ciclo: ciclos y perenes 2018. Recuperado de: <http://infosiap.siap.gob.mx:8080/agricola-siap-gobmx/AvanceNacionalCultivo.do>.
- SIAP, Sistema de Información Agroalimentaria y Pesquera (2010) Anuario Estadístico de la Producción Agrícola 2010. Sistema de Información Agroalimentaria y Pesquera de la Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación. Disponible en: [http://www.siap.gob.mx/index.php?option=com\\_wrapper&view=wrapper&Itemid=350](http://www.siap.gob.mx/index.php?option=com_wrapper&view=wrapper&Itemid=350) (Diciembre 2011).
- Sumalan, R. M.; Alexa, E., Poiana, M. A. 2013. Assessment of inhibitory potential of essential oils on natural mycoflora and *Fusarium* mycotoxins production in wheat. Chemistry Central Journal, 7(1), 1-12.

- Summerell, B. A., Salleh, B., Leslie, J. F. 2003. A Utilitarian approach to *Fusarium* identification. *Plant Disease*. 87: 117-128.
- Valadez, L.A. 2001. Producción de hortalizas. Solanaceas. 9a Edición. Limusa. México. Pp. 186.
- Vasicek, A., La Rossa, F. R., Mendy, M., López, M., Paglioni, A. (2006). Respuesta biológica y poblacional de *Myzus persicae* (Sulzer) (Hemiptera: Aphididae) sobre seis cultivares de pimiento (*Capsicum annum L.*) en condiciones de laboratorio. Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación, Madrid (España).
- Velásquez, V. R. y Amador, R. M. D. 2009. Enfermedades bióticas de ajo y chile en Aguascalientes y Zacatecas. Libro Técnico No. 9. Campo Experimentan Zacatecas CIRNOC-INIFAP. 184 p.
- Velásquez, V.R., Medina, A.M.M., Luna, R.J.J. 2001. Sintomatología y géneros de patógenos asociados con las pudriciones de la raíz de chile (*Capsicum annum L.*) en el Norte Centro de México. *Revista Mexicana de Fitopatología* 19:175-181.
- Velásquez, V. R., Reveles, T. L. R. y Reveles, H. M. 2013. Manejo de las principales enfermedades del chile para secado en el norte centro de México. Folleto Técnico. Núm. 50. Campo Experimental Zacatecas. CIRNOC – INIFAP, 57p.
- Villa, M. A., Pérez, L. R., Morales, M. H. A., Basurto, S. M., Soto, P. J. M., Martínez, E. E. (2015). Situación actual en el control de *Fusarium* spp. y evaluación de la actividad antifúngica de extractos vegetales. *Acta Agronómica*, 64(2), 194-205.