



**UNIVERSIDAD AUTÓNOMA CHAPINGO  
DEPARTAMENTO DE FITOTECNIA  
INSTITUTO DE HORTICULTURA**

**RESISTENCIA A LA SECADERA (*Fusarium spp*) EN  
TOMATE DE CÁSCARA (*Physalis ixocarpa* Brot. ex  
Horm.)**

**TESIS**

**QUE COMO REQUISITO PARCIAL PARA OBTENER EL  
GRADO DE:**

**MAESTRO EN CIENCIAS EN HORTICULTURA**

**PRESENTA:  
BETSABÉ DIEGO MARTÍNEZ**



**Bajo la dirección de:**  
**Dr. Aureliano Peña Lomelí**

DIRECCIÓN GENERAL ACADÉMICA  
DE SERVICIOS ESCOLARES  
OFICINA DE EXÁMENES PROFESIONALES

**Chapingo, Estado de México, junio de 2018.**



**RESISTENCIA A LA SECADERA (*Fusarium* spp) EN TOMATE DE  
CÁSCARA (*Physalis ixocarpa* Brot. ex Horm.)**

Tesis realizada por **BETSABÉ DIEGO MARTÍNEZ** bajo la supervisión del  
Comité Asesor indicado, aprobada por el mismo y aceptada como requisito  
parcial para obtener el grado de:

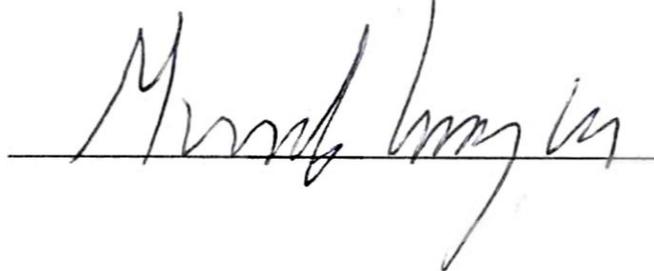
**MAESTRO EN CIENCIAS EN HORTICULTURA**

DIRECTOR:



Dr. Aureliano Peña Lomeli

ASESOR:



Dr. Santos Gerardo Leyva Mir

ASESOR:



Dr. Jaime Sahagún Castellanos

## CONTENIDO

CONTENIDO .....	ii
LISTA DE CUADROS .....	iv
LISTA DE FIGURAS .....	v
LISTA DE APÉNDICES.....	vi
AGRADECIMIENTOS .....	vii
DEDICATORIA.....	viii
DATOS BIOGRÁFICOS .....	ix
RESUMEN GENERAL .....	x
GENERAL ABSTRACT.....	xi
<b>CAPÍTULO 1. INTRODUCCIÓN GENERAL .....</b>	<b>1</b>
1.1. <i>Objetivo general</i> .....	2
1.2. <i>Objetivos particulares</i> .....	3
1.3. <i>Hipótesis</i> .....	3
<b>CAPÍTULO 2. REVISIÓN DE LITERATURA.....</b>	<b>4</b>
2.1. <i>Origen y distribución del cultivo</i> .....	4
2.2. <i>Importancia</i> .....	4
2.2.1. <i>Económica</i> .....	4
2.2.2. <i>Ecológica</i> .....	5
2.2.3. <i>Social</i> .....	6
2.3. <i>Características botánicas y agronómicas del género Physalis</i> .....	7
2.3.1. <i>Taxonomía</i> .....	7
2.3.2. <i>Morfología</i> .....	8
2.3.3. <i>Fisiología</i> .....	9
2.4. <i>Reproducción</i> .....	10
2.5. <i>Producción</i> .....	11
2.6. <i>Plagas</i> .....	12
2.7. <i>Enfermedades</i> .....	12
2.7.1. <i>Marchitez vascular (Fusarium oxysporum Schldl.)</i> .....	13
2.7.2. <i>Generalidades de Fusarium oxysporum Schldl.</i> .....	14
2.7.3. <i>Formas especiales de Fusarium oxysporum Schldl.</i> .....	16
2.7.4. <i>Fusarium venenatum Nirenberg</i> .....	16
2.7.5. <i>Fusarium equiseti (Corda) Saccardo</i> .....	16
2.7.6. <i>Fusarium sambucinum Fückel</i> .....	17
2.8. <i>Literatura citada</i> .....	17
<b>CAPÍTULO 3. IDENTIFICACIÓN MORFOLÓGICA Y MOLECULAR DE ESPECIES DE <i>Fusarium</i> spp. CAUSANTES DE MARCHITEZ VASCULAR EN <i>Physalis ixocarpa</i> Brot. ex Horm.....</b>	<b>24</b>
<b>RESUMEN.....</b>	<b>24</b>
<b>ABSTRACT .....</b>	<b>25</b>

3.1. INTRODUCCIÓN.....	26
3.2. MATERIALES Y MÉTODOS.....	27
3.2.1. Sitio de estudio y muestreo.....	27
3.2.2. Colecta de material.....	27
3.2.3. Aislamiento.....	27
3.2.4. Purificación de aislamientos.....	28
3.2.5. Pruebas de patogenicidad.....	28
3.2.6. Caracterización morfológica de los aislados.....	29
3.2.6.1. In vitro.....	29
3.2.6.2. Caracterización morfológica.....	29
3.2.7 Caracterización molecular de los aislados.....	30
3.2.8. Análisis de datos.....	31
3.3. RESULTADOS.....	32
3.3.1. Pruebas de patogenicidad.....	32
3.3.2. Caracterización morfológica.....	34
3.3.2.1. Identificación morfológica de <i>Fusarium sambucinum</i> Fückel ...	34
3.3.2.2. Identificación morfológica de <i>Fusarium equiseti</i> (Corda) Saccardo	35
3.3.2.3. Identificación morfológica de <i>Fusarium venenatum</i> Nirenberg..	36
3.3.2.4. <i>Fusarium oxysporum</i> Schldl.....	37
3.3.3. Identificación molecular.....	38
3.4. DISCUSIÓN.....	39
3.5. CONCLUSIONES.....	42
3.6. BIBLIOGRAFÍA.....	42
<b>CAPÍTULO 4. BÚSQUEDA DE FUENTES DE RESISTENCIA A <i>Fusarium</i></b>	
<b><i>oxysporum</i> EN ACCESIONES DE <i>Physalis</i> spp. ....</b>	<b>45</b>
<b>RESUMEN.....</b>	<b>45</b>
<b>ABSTRACT.....</b>	<b>46</b>
4.1. INTRODUCCIÓN.....	47
4.2. MATERIALES Y MÉTODOS.....	48
4.2.1. Localización del sitio experimental.....	48
4.2.2. Búsqueda de fuentes de resistencia en accesiones de <i>Physalis</i> spp	48
4.2.2.1. Establecimiento del experimento para evaluación de las	
accesiones de <i>Physalis</i> spp. en condiciones de campo.....	49
4.2.2.2. Inoculación en campo.....	50
4.2.2.3. Variables respuesta.....	51
4.3. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	55
4.3.1. Sintomatología.....	55
4.3.2. Análisis de varianza.....	56
4.3.3. Prueba de comparación de medias del primer ciclo.....	58
4.3.3.1. Altura de planta.....	58
4.3.3.2. Rendimiento.....	58
4.3.3.3. Área bajo la curva del progreso de la enfermedad (ABCPE) ....	60
4.3.4. Prueba de comparación de medias segundo ciclo del cultivo.....	63

4.3.4.1. Altura de planta .....	63
4.3.4.2. Área bajo la curva del progreso de la enfermedad (ABCPE) ....	65
4.4. CONCLUSIONES .....	65
4.5. BIBLIOGRAFÍA .....	66
<b>APÉNDICE .....</b>	<b>68</b>

## LISTA DE CUADROS

Cuadro 1. Resultados de identidad en GenBank de secuencia de TEF (Factor de elongación de la traducción) del ADNr de hongos aislados de material vegetal enfermo de <i>Physalis ixocarpa</i> en Chapingo, México.....	39
Cuadro 2. Relación de accesiones de <i>Physalis</i> spp., utilizadas en la investigación en Chapingo, México. ....	49
Cuadro 3. Análisis de varianza del primer ciclo de diez variables medidas en 24 poblaciones de tomate de cáscara ( <i>Physalis</i> spp.) de acuerdo al comportamiento en presencia de <i>Fusarium oxysporum</i> . ....	57
Cuadro 4. Análisis de varianza del segundo ciclo de dos variables medidas en 24 poblaciones de tomate de cáscara ( <i>Physalis</i> spp.) de acuerdo al comportamiento en presencia de <i>Fusarium oxysporum</i> . ....	57
Cuadro 5. Comparación de medias del primer ciclo de cinco variables medidas en 24 poblaciones de tomate de cáscara ( <i>Physalis</i> spp.) de acuerdo al comportamiento en presencia de <i>Fusarium oxysporum</i> . ....	61
Cuadro 6. Comparación de medias del primer ciclo de cinco variables medidas en 24 poblaciones de tomate de cáscara ( <i>Physalis</i> spp.) de acuerdo al comportamiento en presencia de <i>Fusarium oxysporum</i> . ....	62
Cuadro 7. Comparación de medias del segundo ciclo de dos variables medidas en 24 poblaciones de tomate de cáscara ( <i>Physalis</i> spp.) de acuerdo al comportamiento en presencia de <i>Fusarium oxysporum</i> . ....	64

## LISTA DE FIGURAS

Figura 3.1. Caracterización morfológica de <i>Fusarium sambucinum</i> . A y B) Colonia en medio PDA. C) Macroconidios de colonias con 12 días de edad producidos en medio CLA. D) Macroconidios de colonias de 12 días de edad producidos en medio SNA. E) Fiálides. ....	35
Figura 3.3. Caracterización morfológica de <i>Fusarium equiseti</i> A y B) Colonia en medio PDA. C) Macroconidios de colonias de 12 días de edad producidos en medio CLA. D) Macroconidios de colonias de 12 días de edad producidos en medio SNA. E) Clamidosporas. F) Fiálide. ....	36
Figura 3.2. Caracterización morfológica de <i>Fusarium venenatum</i> . A y B) Colonia en medio PDA. C) Macroconidios de colonias de 12 días de edad producidos en medio CLA. D) Macroconidios de colonias de 12 días de edad producidos en medio SNA. E) Clamidosporas. F) Fiálides. ....	37
Figura 3.4. Caracterización morfológica de <i>Fusarium oxysporum</i> . A y B) Colonia en medio PDA. C) Macroconidios de colonias de 12 días de edad producidos en medio CLA. D) Microconidios de colonias de 12 días de edad producidos en medio SNA. E) Fiálide. ....	38
Figura 4.1. Escala decenal modificada para evaluar severidad de daños ocasionados por <i>Fusarium</i> spp. en tomate de cáscara ( <i>Physalis ixocarpa</i> Brot. ex Horm.) .....	53

## LISTA DE APÉNDICES

Figura A1. Síntomas de plantas dos días posteriores a la inoculación con <i>Fusarium sambucinum</i> . A) 11 (173 BNGEN). B) 203 (Población 3). C) 66 (VERDE 01). D) Variedad 205 (Tecozautla 04). .....	68
Figura A2. Síntomas de plantas dos días posteriores a la inoculación con <i>Fusarium equiseti</i> . A) 11 (173 BNGEN). B) 203 (Población 3). C) 66 (VERDE 01). D) Variedad 205 (Tecozautla 04). .....	69
Figura A3. Síntomas de plantas dos días posteriores a la inoculación con <i>Fusarium venenatum</i> . A) 11 (173 BNGEN). B) 203 (Población 3). C) 66 (VERDE 01). D) Variedad 205 (Tecozautla 04). .....	70
Figura A4. Síntomas de plantas dos días posteriores a la inoculación con <i>Fusarium oxysporum</i> . A) 11 (173 BNGEN). B) 203 (Población 3). C) 66 (VERDE 01). D) Variedad 205 (Tecozautla 04). .....	71
Figura A5. Síntomas de plantas de 14 días posteriores a la inoculación con <i>Fusarium sambucinum</i> . A) 11 (173 BNGEN). B) 203 (Población 3). C) 66 (VERDE 01). D) Variedad 205 (Tecozautla 04). .....	72
Figura A6. Síntomas de plantas 14 días posteriores a la inoculación con <i>Fusarium equiseti</i> . A) 11 (173 BNGEN). B) 203 (Población 3). C) 66 (VERDE 01). D) Variedad 205 (Tecozautla). .....	73
Figura A7. Síntomas de plantas 14 días posteriores a la inoculación con <i>Fusarium venenatum</i> . A) 11 (173 BNGEN). B) 203 (Población 3). C) 66 (VERDE 01). D) Variedad 205 (Tecozautla 04). .....	74
Figura A8. Síntomas de plantas 14 días posteriores a la inoculación con <i>Fusarium oxysporum</i> . A) 11 (173 BNGEN). B) 203 (Población 3). C) 66 (VERDE 01). D) Variedad 205 (Tecozautla 04). .....	75
Figura A9. Plantas testigo 14 días posteriores a la inoculación. A) 11 (173 BNGEN). B) 203 (Población 3). C) 66 (VERDE 01). D) 205 (Variedad Tecozautla 04). .....	76

## AGRADECIMIENTOS

Al **Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACYT)**, por haberme otorgado la beca que hizo posible lograr un grado más en mi formación académica.

A la **Universidad Autónoma Chapingo**, especialmente al Instituto de Horticultura del Departamento de Fitotecnia, por brindarme la oportunidad de realizar mis estudios de Posgrado.

A mi comité asesor **Dr. Aureliano Peña Lomelí, Dr. Santos Gerardo Leyva Mir, y Dr. Jaime Sahagún Castellanos** del Departamento de Fitotecnia y Parasitología Agrícola por su asesoría, correcciones y contribuciones para realizar esta investigación.

Al **Dr. Juan Martínez Solís**, coordinador del Posgrado en Horticultura por su disposición y ayuda brindada para la mejora del presente trabajo.

Especial agradecimiento al personal técnico del Programa de Mejoramiento Genético de Tomate de Cáscara (César Ayala Monsalvo) del Laboratorio de Fitopatología (Marianita y Juanito) por su amabilidad y disposición para conmigo en las etapas de este trabajo.

Al Dr. Moisés Camacho Tapia y la Dra. Leticia Robles Yerena por su asesoría y apoyo en la parte molecular y morfológica de este trabajo respectivamente.

Y un especial agradecimiento al M.C. Omar Jacobo Villegas, por su atinada ayuda durante el proceso molecular.

## DEDICATORIA

A Dios:

*Por darme la oportunidad de vivir y por estar conmigo en cada paso que doy, por fortalecer mi corazón e iluminar mi mente y por haber puesto en mi camino a aquellas personas que han sido mi soporte y compañía durante todo el periodo de estudio.*

**A mis padres:**

*Por su esfuerzo al concederme la oportunidad de estudiar y por su constante apoyo a lo largo de mi vida.*

**A mis hermanas:**

*Porque creer en mi y sacarme adelante, dándome ejemplos dignos de superación y entrega, porque en gran parte gracias a ustedes hoy puedo ver alcanzada mi meta ya que siempre estuvieron impulsándome en los momentos cruciales de mi vida y mi carrera, y porque la fe que tienen en mi fue lo que me hizo llegar a este punto del camino.*

**A mis amigos:**

*El desarrollo de esta tesis no lo puedo catalogar como algo fácil, pero lo que si puedo afirmar es que durante todo este tiempo pude disfrutar de cada momento fuera malo o bueno, y no fue simplemente porque así me dispuse que fuera, fue porque mis amigos estuvieron ahí. Así que agradezco la amistad de mis compañeros de generación y de mis más cercanos aliados, Cristhyan, Sandi, Mariela, Monse, Ismael, Tabita, Wilberl, y Plácido.*

**Betsabé Diego Martínez.**

## DATOS BIOGRÁFICOS

Betsabé Diego Martínez nació el 09 de Enero de 1991 en la ciudad de Oaxaca de Juárez, Oaxaca, México. Realizó sus estudios de licenciatura en el Departamento de Parasitología Agrícola en la Universidad Autónoma Chapingo, generación 2010-2014.

En el 2015 presentó la tesis de licenciatura titulada: HISTOPATOLOGÍA DE RAÍCES DE *Pinus patula* y *P. Pseudostrobus* infectados con *Phytophthora cinnamomi* para obtener el grado de Ing. Agrónomo Especialista en Parasitología Agrícola.

En el 2016 publicó un artículo titulado: Histopatología de raíces de *Pinus patula* Schiede ex Schltdl. et Cham. y de *Pinus pseudostrobus* Lindl., infectadas con *Phytophthora cinnamomi*, el cual fue publicado en la Revista Mexicana de Ciencias Forestales.

En enero de 2016 ingresó a la Maestría en Ciencias en Horticultura en el Departamento de Fitotecnia de la Universidad Autónoma Chapingo.

## RESUMEN GENERAL

### RESISTENCIA A LA SECADERA (*Fusarium* spp) EN TOMATE DE CÁSCARA (*Physalis ixocarpa* Brot. ex Horm.)<sup>1</sup>

Después de las enfermedades de etiología viral, la enfermedad producida por *Fusarium* spp. es la más importante a nivel nacional para el cultivo de tomate de cáscara, debido a que causa graves pérdidas económicas, sobre todo en la zona norte de México. Muchos son los intentos o métodos de control implementados para el control de dicha enfermedad. No obstante, la mayoría de estos son infructíferos y generan desventajas adicionales. Sin embargo, una propuesta viable para su manejo es el mejoramiento genético. Bajo esta idea, se plantearon como objetivos de esta investigación, primeramente identificar al agente causal de la enfermedad en la zona de Chapingo, México, y consecutivamente detectar posibles fuentes de resistencia a *Fusarium* spp. en *Physalis* spp. Se evaluaron 24 poblaciones de tomate de cáscara del Banco Nacional de Germoplasma de la Universidad Autónoma Chapingo. Cada población fue inoculada con el hongo. Se cuantificó la respuesta agronómica de la planta y el avance de la enfermedad. Las pruebas moleculares (PCR) arrojaron cuatro diferentes especies de hongos asociadas a la enfermedad. Al menos dos accesiones presentaron tolerancia al patógeno. Se concluye que la accesión 66 (Verde 01) y 133 (JAL 01) son las más valiosas para mejoramiento genético contra *Fusarium* spp. puesto que presentan algún tipo de resistencia o tolerancia a la infección.

**Palabras clave:** Accesoión, patógeno, mejoramiento genético, etiología viral.

---

<sup>1</sup>Tesis de Maestría en Ciencias en Horticultura, Universidad Autónoma Chapingo.  
Autor: Betsabé Diego Martínez.  
Director de la tesis: Dr. Aureliano Peña Lomelí.

## GENERAL ABSTRACT

### RESISTANCE TO VASCULAR WILT (*Fusarium* spp) IN HUSK TOMATO (*Physalis ixocarpa* Brot. ex Horm.)<sup>1</sup>

After diseases of viral etiology, the disease caused by *Fusarium* spp., is the most important for the cultivation of husk tomato, causing serious economic losses, especially in the northern part of Mexico. There are many attempts or control methods implemented to control that disease, but most of these are unsuccessful and generate additional disadvantages. However, a viable proposal for its management is plant breeding. Under this idea, the objectives of this research were, first to identify the causal agent of the disease in the Chapingo, Mexico area, and subsequently to detect possible sources of resistance to *Fusarium* spp. in *Physalis* spp. In this research 24 populations of husk tomato from the National Germplasm Bank of the Autonomous University of Chapingo were evaluated. Each population was inoculated with the fungus. The agronomic response of the plant and the progress of the disease were quantified. Molecular tests (PCR) detected four different species of fungi associated with the disease. At least one accession showed tolerance to the pathogen. It is concluded that the 66 (Verde 01) and 133 (JAL 01) accession are the most valuable for plant breeding against *Fusarium* spp. since they show some type of resistance or tolerance to the infection.

**Key words:** Accession, pathogen, plant breeding, viral etiology.

<sup>1</sup>Thesis of Horticultural Sciences MSc program, Universidad Autónoma Chapingo.

Author: Betsabé Diego Martínez.

Advisor: Dr. Aureliano Peña Lomelí.

---

## CAPÍTULO 1. INTRODUCCIÓN GENERAL

El tomate de cáscara es considerado desde el siglo XX como un cultivo de minifundio en México, es asociado a las culturas prehispánicas y a platillos típicos regionales de la cocina nacional. Es un producto de importancia en todo México y su exportación se incrementa principalmente hacia los Estados Unidos de Norteamérica. Pertenece al género *Physalis* y presenta una alta diversidad genética que deriva en una amplia variación morfológica, la cual se denota en los 355 nombres publicados para dicho taxón acompañado de 90 especies reconocidas en el mundo (Martínez, 1998; D'Arcy, 1991).

Las especies de *Physalis* se distribuyen en toda la República Mexicana, en una gran diversidad de ambientes. Su uso es principalmente alimenticio, aunque también se le conocen propiedades alternativas como la medicinal, la ornamental y la nutracéutica (Santiaguillo *et al.*, 2012). En el año 2016 este cultivo ocupó el quinto lugar en superficie sembrada con hortalizas (SIAP-SAGARPA, 2016).

El tomate de cáscara como cualquier otro cultivo se ve afectado por patógenos de diferente índole, como hongos, virus y bacterias. Entre las enfermedades fungosas más importantes se encuentran la mancha foliar (*Cercospora physalidis*) el carbón blanco (*Entyloma australe*) y la secadera o marchitez vascular (*Fusarium oxysporum*). Las primeras dos en condiciones de lluvia y neblina suelen ser muy destructivas. Por su parte, *Fusarium oxysporum* está catalogada como la segunda enfermedad más importante en el cultivo, ya que induce la marchitez vascular que conlleva a la muerte de la planta. Por lo tanto, ocasiona pérdidas graves en las principales zonas productoras (Apodaca *et al.*, 2004).

En el estado de Sinaloa se han reportado de pérdidas de 30-100 % (Castillo, 2011). Este hongo tiene una supervivencia en los residuos vegetales y en suelo que puede extenderse por un período aproximado de 10 años. Se caracteriza por presentar ciertas formas de infección, colonización, mecanismos de supervivencia y una rápida velocidad de diseminación y propagación que, junto

con las formas especiales y la amplitud de hospederos, hacen que la enfermedad sea compleja y de difícil manejo (Haglund & Kraft, 2001).

Con la finalidad de reducir las pérdidas económicas debidas a esta enfermedad, los agricultores aplican un gran número de productos químicos por ciclo sin éxito y en muchas ocasiones sin tener un control adecuado sobre el número de aplicaciones, el momento adecuado de las mismas, la concentración e ingrediente activo, entre otros. Esto frecuentemente da lugar a mayores costos de producción, contaminación ambiental e incremento en la resistencia del hongo a los diversos productos químicos que ofrece el mercado, así como riesgos en la salud humana (León & Arosamena, 1980).

El uso de cultivares resistentes es el método más sencillo, barato, efectivo y seguro para el control de las enfermedades. Sin embargo, esta estrategia de control requiere encontrar variedades de plantas cultivadas capaces de evitar los daños causados por dichas enfermedades. La importancia de las variedades resistentes es reconocida universalmente, pues el éxito o fracaso de un cultivo depende frecuentemente de la reacción que tenga éste frente a un patógeno determinado (Fernández, 2001).

Respecto al control genético, nulos son los cultivares de tomate de cáscara registrados con resistencia a este patógeno y tampoco existen programas de mejoramiento genético contra este hongo (Fernández, 2001).

Por lo anterior, en esta investigación se busca encontrar una alternativa de control para dar solución a esta problemática, fundamentada en los objetivos e hipótesis que en seguida se plantean.

### **1.1. Objetivo general**

Identificar poblaciones del género *Physalis* con resistencia a *Fusarium oxysporum*.

## **1.2. Objetivos particulares**

Identificar morfológica y molecularmente los aislamientos patogénicos del género *Fusarium* de plantas del género *Physalis* en Chapingo, México.

Determinar la patogenicidad de aislamientos del género *Fusarium* en plantas del género *Physalis*.

Evaluar la tolerancia de poblaciones y variedades mejoradas del género *Physalis* a la interacción con *Fusarium oxysporum*.

## **1.3. Hipótesis**

El agente causal de la secadera en tomate de cáscara en la región de Chapingo, México está asociada a varias especies de hongos.

En las accesiones del Banco Nacional de Germoplasma de Especies Nativas de la Universidad Autónoma Chapingo y variedades del Programa de Mejoramiento Genético de Tomate de Cáscara existen materiales con diferente comportamiento al ataque del agente causal de la secadera.

## CAPÍTULO 2. REVISIÓN DE LITERATURA

### 2.1. Origen y distribución del cultivo

*Physalis ixocarpa* Brot. ex Horm. es originaria y fue domesticada en México. Es la especie cultivada del género *Physalis* más importante en la actualidad en nuestro país. Desde épocas precolombinas los Mayas y Aztecas la cultivaban entre sus milpas, de ahí su nombre náhuatl "miltomatl", dándole un uso alimenticio y curativo. Es muy probable que su cultivo fuese muy rudimentario y que éste se desarrollara en forma silvestre, por lo que su fruto era recolectado para ser consumido en salsa (Callen, 1965).

Cuenta con una infinidad de nombres coloquiales. Entre los más conocidos se encuentran, tomate de cáscara, tomate de fresadilla, tomate milpero, tomate verde, tomatillo (México); miltomate, (México, Guatemala); inglés: husk tomato (Montes y Aguirre, 1992).

La palabra tomate proviene del vocablo náhuatl "ayacachtomatl", cuyas etimologías son ayacah (tli) = sonaja, cascabel y tomatl = tomate. El género *Physalis* incluye alrededor de 90 especies en el mundo (D'Arcy, 1991), todas ellas agrupadas tentativamente en cuatro subgéneros. De ellas, 70 se encuentran distribuidas en México, 17 más están localizadas en EUA y América Central, y las tres restantes en Guatemala (Martínez, 1993; Knapp *et al.*, 2007).

### 2.2. Importancia

#### 2.2.1. Económica

Es importante señalar que varias especies silvestres, por las características del tamaño y sabor de sus frutos, sus atributos florales, así como otras cualidades medicinales, nutritivas e industriales otorgan un alto potencial al cultivo (Santiaguillo *et al.*, 2012).

En México el tomate verde es cultivado por sus frutos, ya sea en condiciones de temporal o riego, en diversas regiones del país. El tomate de cáscara aún crece en forma silvestre, en ámbitos naturales o en cultivos como el maíz donde no se aplican herbicidas (Peña y Márquez, 1990). Para el 2016 se establecieron en México 42,882.43 ha con tomate de cáscara, con una producción total anual de 698,016.56 t, con un rendimiento promedio de 16.59 t ha<sup>-1</sup>, y un valor de producción de \$3,006,099,940.00 (SIAP-SAGARPA, 2016).

Del total de hectáreas establecidas 33,998.17 ha (79.28 %) se establecieron bajo sistema de riego, con un rendimiento promedio de 17.76 t ha<sup>-1</sup> y una producción de 592,412.61 t, que representó un valor de producción de \$2, 472, 165,520.00. Las hectáreas restantes se establecieron en condiciones de temporal con una superficie sembrada de 8,884.26 ha, con un rendimiento promedio de 12.10 t ha<sup>-1</sup> y una producción de 105,603.95 t, para alcanzar un valor de la producción de \$533, 934,410.00. Las entidades con mayor producción de tomate de cáscara fueron Sinaloa (118,438.87 t), Zacatecas (84,805.44 t), Michoacán (55,028.40 t), Puebla (54,695.97 t) y Jalisco (53,271.95 t) (SIAP-SAGARPA, 2016).

### **2.2.2. Ecológica**

Este género tiene importancia ecológica y biológica debido a que es un componente de diversos hábitats y cuenta con un intervalo de distribución geográfica, ecológica y altitudinal muy amplio (Santiaguillo *et al.*, 2012).

Las interacciones biológicas de las especies del género *Physalis* dentro de los ecosistemas donde habitan han sido poco estudiadas. Se sabe que los frutos forman parte de la dieta de algunos frugívoros, insectos, y sin duda los tallos, las hojas y brotes son alimento de herbívoros de diferentes tallas (Santiaguillo *et al.*, 2012).

Otro aspecto poco conocido es su papel en la interacción biótica con otros componentes de los ecosistemas, como hospederos de plagas y enfermedades, como en caso de algunas especies glutinosas que contribuyen a la regulación

natural de las poblaciones de insectos diminutos que quedan adheridos en sus hojas y tallos, por lo que son candidatas potenciales en el control natural de plagas (Santiaguillo *et al.*, 2012).

### **2.2.3. Social**

El género *Physalis* tiene importancia social actual e histórica. Distintos autores señalan la importancia gastronómica, alimenticia y medicinal de varias especies del género (Montes y Aguirre, 1992; Martínez, 1998; Santiaguillo & Blas, 2009).

En México el tomate verde se conoce desde tiempos precolombinos y era cultivado por los aztecas entre el maíz. Se cree que se desarrollaba en forma silvestre, y era colectado para su consumo (Hudson, 1986). La información de su registro en restos arqueológicos indica la presencia y el uso de plantas del género *Physalis* en el centro del país, desde hace por lo menos 1400 años (McClung y Martínez, 2005).

En el ámbito social se considera la importancia cultural, que incluye la percepción del recurso, el uso del recurso y las prácticas de aprovechamiento, consumo y comercialización, así como la evidencia antropológica y arqueológica de su uso a lo largo del tiempo (Santiaguillo *et al.*, 2012).

En lo que respecta al uso del recurso y las prácticas de aprovechamiento, se sabe que tanto el cultivo en agroecosistemas tradicionales y comerciales, como la recolección de frutos de poblaciones silvestres y toleradas, ruderales y arvenses, para consumo familiar, venta de oportunidad y venta en mercados diversos, son actividades sociales preponderantes entre productores tradicionales de México (Santiaguillo *et al.*, 2012).

El cultivo involucra la contratación de jornaleros para llevar a cabo el proceso de producción, cosecha y empaque del fruto, lo cual deriva en un impacto social. Otro factor de impacto social es la existencia de una cadena de comercialización nacional e internacional, que integra a productores, intermediarios, vendedores y

consumidores. A través de este proceso existe una gran movilización de germoplasma (Santiaguillo *et al.*, 2012).

### **2.3. Características botánicas y agronómicas del género *Physalis***

#### **2.3.1. Taxonomía**

El tomate de cáscara pertenece a la familia Solanaceae. Se ubica en la subfamilia Solanoideae, tribu Physaleae, Subtribu Physalinae y al género *Physalis* (D' Arcy, 1991).

Existe gran controversia en la taxonomía de *Physalis ixocarpa* Brot. ex Hornem, ya que presenta diferentes sinónimos taxonómicos. También se le conoce como *Physalis aequata* J. Jacq.ex Nees; *Physalis chenopodifolia* Willd; *Physalis laevigata* M. Martens & Galeotti; *Physalis Philadelphica f. pilosa* Waterf; *Physalis philadelphica var. minor* Dunal y *Physalis philadelphica* Lam. (Santiaguillo *et al.*, 2010).

Reino: Plantae

Subreino: Embryobionta

División: Magnoliophyta

Clase: Dicotiledoneae (Magnoliopsida)

Orden: Solanales

Familia: Solanaceae

Subfamilia: Solanoideae

Tribu: Solaneae

Género: *Physalis*

Especie: *ixocarpa* Brot. ex Horm.

### 2.3.2. Morfología

Las plantas son anuales o perennes, herbáceas, algunas sufrutescentes, raramente arbustivas, de unos pocos centímetros a 3 m de alto, erectas, procumbentes, postradas o extendidas, estructuras rizomatosas presentes en algunas especies, glabras o pubescentes, los tricomas largos o cortos, simples o ramificados o estrellados, a veces glandulares, frecuentemente más de un tipo entremezclados en la misma planta, por lo común víscidas (pegajoso) y con olor fétido (Waterfall, 1967; Vargas *et al.*, 2003; García, 2001; Santiaguillo *et al.*, 2010).

Los tallos presentan ramificación dicotómica. Son cilíndricos, lisos, poco angulados o angulados. En algunas especies llegan a enraizar en los nudos basales. El diámetro del tronco principal es de 1.1 a 1.3 cm. En las primeras fases de desarrollo tanto en hojas como en ramas, se presentan pubescencias que van desapareciendo a medida que la planta crece (Saray, 1977).

Hojas pecioladas, alternas, solitarias, pero a veces dos o aun tres aparentemente juntas debido a la reducción de los entrenudos, láminas foliares generalmente ovadas, el margen entero repando, sinuado, aserrado o dentado. Las flores pediceladas generalmente solitarias en las axilas de las hojas, a veces varias y fasciculadas, raramente en falsos racimos (Waterfall, 1967; García, 2001; Vargas *et al.*, 2003; Santiaguillo *et al.*, 2010).

Las corolas son por lo general campanulado-rotácea, con el limbo más o menos reflejo, raramente tubular expandidas, urceoladas; de color amarillo, amarillo verdoso o amarillos crema, blanco o purpura, con cinco maculas contrastantes ubicadas por encima del cuello de la corola, solidas, o cada una formada por varios puntos separados. El color varia de café rojizo, purpura o guinda, a veces el color de las manchas no contrasta fuertemente con la corola observándose de color amarillo, verde amarillento, verde-oliváceo, con tonalidades rosadas o escasamente bien ausentes. Presentan cinco estambres, anteras con dehiscencia longitudinal, oblongas a ovadas, purpuras, azules, azul verdosas,

azules con una línea amarilla o amarillas, filamentos filiformes. Ovario con un estilo filiforme, estigma claviforme, algunas veces capitado (Waterfall, 1967; García, 2001; Vargas *et al.*, 2003; Santiaguillo *et al.*, 2010).

El cáliz en el fruto es acrescente, inflado vesicular, cubre por completo a la baya durante la fructificación, 5-angulado ó 10-costillado, con cinco ángulos más prominentes o cilíndrico, de 0.80 a 6 cm de largo, en la mayoría de las especies de 1-2.5 cm de ancho; lóbulos del cáliz ovados, lanceolados, deltoides o angostamente triangulares, el ápice agudo, corto acuminado, subulado o caudado subulado. El fruto es una baya, de color blanquecino, verde, amarillo, anaranjado o purpura, de 0.8-1.5 cm de diámetro en especies silvestres y hasta 6 cm en tomate cultivado; semillas numerosas, reniformes, amarillas o de color café dorado, de 1.2 a 2 mm de diámetro (Waterfall, 1967; García, 2001; Vargas *et al.*, 2003; Santiaguillo *et al.*, 2010).

### **2.3.3. Fisiología**

*Physalis ixocarpa* tiene un ciclo de vida de 70 a 110 días desde la siembra hasta la senescencia, dependiendo de la variedad. Los primeros días se caracteriza por un crecimiento lento, que a los 24 días se acelera y mantiene un crecimiento rápido hasta los 55 días. Después, la planta sigue creciendo en forma lenta, comienza a envejecer rápidamente y muere (Saray & Loya, 1977; Mulato, 1984; Verdejo, 1987).

Los entrenudos de las plantas alcanzan diferentes longitudes en las distintas etapas, de su desarrollo, lo que da origen a cinco zonas: tallo no ramificado, zona inicial, zona media, zona de transición y zona terminal (Mulato, 1984; Serrano, 1998).

La diferenciación de las primeras yemas florales se lleva a cabo entre los 17 y 20 días posteriores a la siembra. Las flores se ubican en cada bifurcación de la planta, acompañadas de una hoja. La aparición de las primeras flores ocurre entre los 28 y 35 días. A los 55 días llega a presentar más de 100 flores. El

número de flores es un carácter determinado genéticamente. Algunas variedades como Verde Puebla y CHF1-Chapingo llegan a alcanzar 465 y 908 flores respectivamente a los 80 días posteriores al trasplante (Santiaguillo *et al.*, 2005).

La floración continúa hasta que la planta muere (Cartujano, 1984). Las flores abren antes que ocurra la dehiscencia de las anteras entre las ocho y doce horas del día. Las anteras no abren uniformemente, sino que pasan de dos a cuatro días entre la dehiscencia de la primera y la quinta antera. Después de que las anteras han liberado el polen, la estructuras florales se encorvan y comienzan a marchitar hasta que finalmente caen (Verdejo, 1987; Pérez *et al.*, 1998).

Posterior a la fecundación, el cáliz comienza a elongarse y envolver al ovario que crece en su interior. Inicialmente el crecimiento del cáliz es más acelerado que el del ovario, aunque con frecuencia el fruto termina por llenar y, en la mayoría de las variedades cultivadas, romper la bolsa formada por el cáliz desarrollado, de tal manera que parte del fruto queda expuesta (Saray & Loya, 1977).

#### **2.4. Reproducción**

Las flores de las plantas del género *Physalis* son perfectas, poseen androceo y gineceo. El sistema reproductivo para algunas especies es por autofecundación, pero en otras especies como *P. ixocarpa* se tiene que recurrir a la reproducción cruzada, esto debido a que presenta autoincompatibilidad producida por dos series alélicas, debido a que la fecundación es infértil (Pandey, 1957).

La autoincompatibilidad la convierte en una especie alógama obligada. La polinización natural es llevada a cabo por insectos, principalmente abejas, aunque también hay un cierto grado de polinización anemófila (Menzel, 1951; Pandey, 1957; Pérez *et al.*, 1998). El desarrollo de los frutos (cuajado) inicia a los 35 días después de la siembra y a los 42 días se inicia el crecimiento del cáliz. Del cuajado de los frutos a la maduración transcurren de 20 a 22 días. Del total de flores que tiene una planta solo el 40 % son fecundadas, y de estas 30 % aproximadamente llegan a cosecharse en su madurez (Santiaguillo *et al.*, 2005).

La producción comercial de una planta se obtiene generalmente entre los cuatro y siete primeros entrenudos, lográndose en ocasiones hasta el décimo (Santiaguillo *et al.*, 2012).

## **2.5. Producción**

El tomate de cáscara requiere un pH de 6 a 7 y temperaturas que oscilen entre los 20 y 30 °C para la germinación y de 22 a 25 °C para el crecimiento vegetativo. Sin embargo, en etapa de floración requiere temperaturas más altas de 30 a 32 °C. Las etapas críticas en cuanto a requerimientos de humedad son la germinación y emergencia, así como el trasplante. Durante el resto del ciclo, incluyendo la floración, solo necesita de un 60 % de la capacidad hídrica del suelo. En condiciones de sequía, el tomate tiende a emitir rápidamente flores, acelera la maduración de los frutos reduciéndose estos en número y tamaño, adquiriendo algunos de ellos un sabor ácido (Saray & Loya, 1977).

La época de siembra va a depender de la zona productora y se asocia con el periodo libre de heladas o bien de temperaturas excesivas. Los surcos comúnmente se realizan a un metro de distancia colocando dos plantas por mata cada 60 centímetros (Salazar, 2002). Martínez *et al.* (2004) recomienda distancia entre surcos de 1.2 a 1.8 m y plantar a doble hilera una planta por mata cada 20 cm, en sistemas de riego por goteo el establecimiento se lleva a cabo en siembra directa o por trasplante siendo este último el más recomendado, ya que el buen manejo en almacigo permite contar con plántulas vigorosas y uniformes. El momento óptimo del trasplante se alcanza cuando la plántula tiene de tres a cuatro hojas verdaderas, o bien cuando la plántulas tengan de 15 a 29 días (Peña *et al.*, 1991).

Para la fertilización en tomate de cáscara en México existen discrepancias al considerar la dosis de diferentes nutrientes, como nitrógeno, fósforo y potasio a emplear. Castro *et al.* (2004) encontraron que se requieren 3.7 kg de Nitrógeno aprovechable para producir una tonelada de fruto fresco en tomate de cáscara. Además, mencionan que la etapa de desarrollo del cultivo con mayor demanda

de nitrógeno es la que corresponde al inicio de la cosecha (55 días después del trasplante), ya que en ésta concurren el crecimiento vegetativo, la floración y la fructificación.

En un estudio realizado por Ramos *et al.* (2002) en tomate de cáscara bajo un sistema de fertirriego y riego por goteo en invernadero, encontraron que la dosis óptima para nitrógeno es de 120 kg ha<sup>-1</sup> para alcanzar un rendimiento de fruto de alrededor de 28 t ha<sup>-1</sup>. Por otro lado, Arroyo (1999) recomienda fertilizar con 120 kg de nitrógeno y 40 kg de fósforo, para los estados de Guanajuato y Guerrero. Peña (1994) menciona que la dosis a utilizar depende esencialmente del tipo de suelo, e indica que la formula 180-90-30 nitrógeno-fósforo-potasio es apropiada para tomate de cáscara en suelos de tipo migajón limoso, mientras que si los suelos son más pobres se deben aplicar una dosis más alta de fertilizantes.

## **2.6. Plagas**

Entre las principales plagas del tomate de cáscara se encuentran el pulgón (*Myzus persicae* Sulzer), picudo (*Trichobaris championi* Barber), barrenador del tallo o arrocillo (*Melanagromyza tomaterae* Steyskal), gusano del fruto (*Heliothis subflexa* Genée y *Helicoverpa zea* Buddie), minador (*Liriomiza* sp.), pulga saltona (*Epitrix cucumeris* Harris), trozadores (*Feltia* spp. y *Agrotis* spp.), mosquitas blancas (*Trialeurodes vaporariorum* Westwood, *Bemisia tabaci* Geenadius), salerillo (*Bactericera cockerelli* Sulzer), frailecillo (*Microdactylus mexicanus* Burmeister), diabrotica o doradilla (*Diabrotica undecimpunctata howardi* Barber), acalimas (*Acalymma* sp., *Acalymma trivittatum* Mannerheim) y catarinita (*Lema trilineata daturaphila* Kogan y Goeden) (Apodaca-Sánchez *et al.*, 2008).

## **2.7. Enfermedades**

Las enfermedades más importantes en tomate de cáscara son las causadas por virus ya que constituyen un factor que limita la producción del cultivo, con pérdidas frecuentes de hasta el 100 % (Apodaca-Sánchez *et al.*, 2008).

Otra enfermedad de importancia es la cenicilla (*Oidium* sp.), que si no es controlada oportunamente reduce el rendimiento y los frutos producidos son pequeños y de bajo valor nutritivo y comercial (Redondo, 1978).

El ojo de rana o carbón del tomate de cáscara (*Entyloma australe* Speg) en casos graves causa defoliación severa, lo que reduce el número de cortes de frutos. La severidad coincide con lluvias frecuentes y temperaturas medias de 20-25 °C (Pacheco, 1992) y puede presentarse durante todo el desarrollo del cultivo, desde el trasplante hasta la cosecha (Ramírez, 2001).

Otra enfermedad de gran importancia es la secadera, también conocida como marchitamiento o marchitez vascular. Esta es causada por un complejo de hongos que habitan en el suelo, como lo son *Fusarium solani* (Wollen) Gerlach, *Fusarium oxysporum* Schldl, *Rhizoctonia solani* (Frank) Donk, *Pythium* sp, *Macrophomina phaseolina* (Tassi) Goid y *Sclerotium rolfsii* Curzi. Esta enfermedad se presenta en cualquier etapa de desarrollo del cultivo, con pérdidas que pueden superar el 50 % (Apodaca-Sánchez *et al.*, 2008).

### **2.7.1. Marchitez vascular (*Fusarium oxysporum* Schldl.)**

Se encuentra principalmente en los estados de Sinaloa, San Luis Potosí, Baja California y Michoacán (Apodaca *et al.*, 2004). El marchitamiento causado por *Fusarium oxysporum* es una de las enfermedades más prevalentes y dañinas del tomate siempre que las plantas se cultiven intensamente. La enfermedad es más destructiva en climas y suelos cálidos y arenosos de las regiones templadas (Agrios, 1996).

El primer síntoma de esta enfermedad que se observa en campo es un amarillamiento en las hojas basales que posteriormente se marchitan y secan pero permanecen adheridas a la planta. Esta sintomatología va progresando hacia la parte superior de la planta y a veces sólo toma un sector de la misma; es decir generalmente se vuelve una enfermedad unilateral. Al comienzo las plantas muestran marchitez en las horas más calurosas del día recuperándose al final del

mismo, pero finalmente se marchitan y mueren. En las etapas finales, las raíces principales y la base del tallo presentan necrosis vascular. Cuando se corta el tallo se observa el sistema vascular de color marrón (Backer, 1978; Agrios, 2002).

Cuando las plantas son infectadas en estado de plántula, es frecuente que se marchiten y mueran poco después de haber aparecido los primeros síntomas. Las plantas adultas en el campo pueden marchitarse y morir repentinamente en caso de que la infección sea severa y el clima sea favorable para el patógeno. En tanto la planta se encuentre viva no aparece sobre su superficie micelio o cuerpos fructíferos del hongo (Agrios, 1988).

Los frutos que ocasionalmente son infectados se pudren y desprenden sin que aparezcan manchas en ellos. Las raíces también son infectadas y después de un periodo inicial de achaparramiento se pudren las raíces laterales más pequeñas (Agrios, 1996). La pudrición del sistema radical de la planta antecede a todos los síntomas del follaje descritos, ya que la mayoría de éstos son una consecuencia de la infección de las raíces de las plantas por el hongo. La marchitez de las plantas es ocasionada probablemente por la obstrucción de los vasos xilemáticos, producida por el micelio, esporas, geles, gomas y tilosas, así como por la acción individual o combinada de toxinas, enzimas hidrolíticas y reguladores de crecimiento (Ayvar, 1988).

### **2.7.2. Generalidades de *Fusarium oxysporum* Schltdl.**

*Fusarium oxysporum* es un hongo imperfecto, que aparentemente ha perdido el estado perfecto o sexual. Este se reproduce por medio de conidios (una espora asexual formada en el extremo de una hifa). El hongo sobrevive por largos periodos en el suelo como clamidosporas. Las variantes de *F. oxysporum* están divididas en muchas formas especiales que no pueden ser distinguidas usando criterios morfológicos (Agrios, 2002).

El micelio es generalmente aéreo, abundante, algodonoso, con diferentes coloraciones como blancas, durazno, salmón, pero usualmente con un tinte púrpura o violeta más intenso en la superficie del agar.

El hongo se caracteriza por producir tres clases de esporas, una de ellas son los microconidios que son esporas unicelulares, aceptadas, hialinas, de forma variable, formadas sobre fiálides laterales o sobre conidióforos poco ramificados. Los microconidios tienen entre 5-12  $\mu\text{m}$  de largo x 2.5-3.5  $\mu\text{m}$  de ancho (Nelson, 1981). Los macroconidios son de pared delgada, fusiformes, largas y moderadamente curvas en forma de hoz, poseen de tres a cinco septos transversales, con la célula basal elongada y la célula apical atenuada con un tamaño de 27-60 x 3-5  $\mu\text{m}$  (Nelson, 1981).

Las clamidosporas son globosas, de doble pared gruesa. Se encuentran solitarias o en pares, formadas a partir de la condensación del contenido de las hifas y los conidios. Con esta estructura el hongo sobrevive en condiciones ambientales desfavorables y en ausencia de plantas hospedantes. Su tamaño varía de 5-15  $\mu\text{m}$  de diámetro (Barrera y Gómez, 1995; Nelson, 1981; Summerell *et al.*, 2002).

La morfología de los macroconidios y la presencia y características de las clamidosporas son muy importantes para la identificación de las especies. Los macroconidios y microconidios se producen en los vasos del xilema, pero los microconidios son predominantes en tejidos infectados (Nelson *et al.*, 1983).

Esta especie se caracteriza por producir distintas formas especiales, las cuales no se pueden diferenciar por su morfología o por las características culturales de las colonias sin embargo, son fisiológicamente diferentes por su capacidad de parasitar y ocasionar enfermedades en plantas hospedantes específicas. Esto se debe a que solamente las plantas hospedantes y sus exudados radicales satisfacen los requerimientos nutricionales del hongo y por lo tanto, puede desarrollarse solo en este tipo de plantas (Nelson, 1981; Gordon y Martyn, 1997).

### **2.7.3. Formas especiales de *Fusarium oxysporum* Schltdl.**

El término forma especial fue ideado por Snyder y Hansen (1940) para acomodar las variantes patógenas conocidas de *Fusarium oxysporum*. Este término fue propuesto para describir una capacidad particular que exhiben ciertas cepas del hongo de producir una patología en una determinada especie de planta o grupo discreto de éstas. El concepto de forma especial ha sido particularmente útil para los fitopatólogos debido a que delimita un grupo de aislamientos importantes para la producción de cosechas susceptibles al marchitamiento por *Fusarium* (Gordon & Martyn, 1997).

El grado de relación genética y taxonómica de los distintos aislamientos de una forma especial es importante cuando se pretenden implementar programas de control basados en la posibilidad de aislar e identificar variedades de una especie vegetal que sean resistentes a una forma especial de *Fusarium* sp. que las afecta (Gordon & Martyn, 1997).

### **2.7.4. *Fusarium venenatum* Nirenberg**

Este hongo se encuentra presente en una variedad de especies de plantas y suelos en Europa y se reportan como hospederos a *Humulus lupulus* (Cannabaceae), *Solanum tuberosum* (Solanáceae), *Triticum aestivum*, *Zea mays* (Poaceae) (Nirenberg, 1995). Sin embargo, no se tienen reportes de que cause daños a estos cultivos.

### **2.7.5. *Fusarium equiseti* (Corda) Saccardo**

*Fusarium equiseti* es un hongo cosmopolita habitante del suelo, encontrado en áreas que van de frías, templadas a cálidas y áridas. Tiene la capacidad de infectar semillas, raíces, tubérculos y frutas de varias plantas (Leslie & Summerell, 2006). Entre estos cultivos se pueden mencionar el melón (*Cucumis melo* L.) en USA reportado por Gcjr *et al.* (1987), la soya (*Glycine max* Linn.) en Argentina (Gally *et al.*, 1998), el comino (*Cuminum cyminum* L.) en la India (Ramchandra & Bhatt, 2012), el árbol de mangle (*Avicennia marina* Forssk.) en

China (Lu *et al.*, 2014), en la nuez pecanera (*Carya illinoensis* K.) en Brasil (Lazarotto *et al.*, 2014), en algunas brassicas como la coliflor (*Brassica oleracea* var. *botrytis* L.) (Liang Li *et al.*, 2017), la col rizada (*Brassica alboglabra* L. H. Bailey) y el repollo (*Brassica oleracea* L.) (Peregrine & Ahmad, 1982) además de la rúcula (*Eruca sativa* Mill.) (Garibaldi *et al.*, 2011).

En México ha sido reportado en maíz (Figueroa *et al.*, 2010), en papaya (Vásquez *et al.*, 2012), en frijol (Montiel *et al.*, 2005) y recientemente en jatrofa (*Jatropha curcas*) (Herrera, 2017).

Este hongo también puede producir micotoxinas en medio de cultivo y en plantas, informes previos indican su capacidad para producir diversas formas de nivalenol, diacetoxyscirpenol y la micotoxina estrogénica zearalenona (Bosch & Mirocha 1992; Jiménez *et al.*, 1997; Tseng & Tu, 1997; Morgens *et al.*, 2001; Bottalico & Perrone, 2002).

#### **2.7.6. *Fusarium sambucinum* Fückel**

*F. sambucinum* es un hongo cosmopolita. Se puede encontrar en corteza de madera muerta, raíces, o papas almacenadas, tiende a ocasionar enfermedades como, canchales, muerte regresiva, podredumbre de la raíz, podredumbre de las papas en almacén. Está reportado como patógeno en varias plantas de diferentes familias como, la papaya (*Carica papaya*), *Elymus riparius*, *Melia* sp., *Robinia pseudoacacia*, *Sambucus nigra*, *Sambucus racemosa*, *Schedium edule*, y papa (*Solanum tuberosum* L.) (U.S. National Fungus Collections Fungal Database. April 27, 2018).

#### **2.8. Literatura citada**

- Agrios, G. N. (2002). Fitopatología. 2da. Edición. Editorial Limusa. México, D.F. 428 pp.
- Agrios, N. G. (1988). Plant Patology. 3a Edition. Academic Press, Inc. U.S.A. 412 p.
- Agrios, G. N. (1996). Fitopatología. Segunda Edición. Editorial Limusa. México, D.F.

- Apodaca-Sánchez, M. A., Barrera, S. M. A., Cortez, M. E., y Quintero B. J. A. (2008). Enfermedades del Tomate de Cáscara en Sinaloa. INIFAP-CIRNO. Campo Experimental Valle del Fuerte. Folleto Técnico No. 31. Los Mochis, Sinaloa, México. 33 p.
- Apodaca, S. M. A., Zavaleta, M. E., García, E. R., Osada, K. S. y Valenzuela, U. J. G. (2004). Hospedantes Asintomáticos de *Fusarium oxysporum* Schlechtend. *F. sp. radialis-lycopersici*. W.R. Jarvis y Shoemaker en Sinaloa, México. Revista Mexicana de Fitopatología. México: 2004.
- Arroyo, P. J. (1999). Fertilización del cultivo de tomate de cáscara (*Physalis ixocarpa* Brot.) con base en el análisis de suelo. Tesis profesional Departamento de Fitotecnia. Universidad Autónoma de Chapingo, México. 76p.
- Ayvar, S. S. (1988.) Respuesta de 10 variedades de tomate a la infección individual y combinada de *Meloidogyne incognita* y *Fusarium oxysporum f. sp. lycopersici*. Tesis de Maestría en Ciencias. Colegio de Postgraduados. Montecillos, Edo. De México.
- Backer, R. P. (1978). Inoculum potencial. In. J.D. Horsfall and E.B. Cowling (eds). Plant Pathology: an advance treatise. Vol II. Academic Press. New York. 137- 157pp
- Barrera, J. A. y Gómez, S. (1995). Determinación de razas fisiológicas de *Fusarium oxysporum f. sp. dianthi* de clavel en ocho fincas del grupo Chia localizadas en la Sabana de Bogotá. Ingeniero Agrónomo. Universidad Nacional de Colombia. Facultad de Agronomía. Bogotá, Colombia. 57 pp
- Bosch, U. and Mirocha, C. J. (1992). Toxin production by *Fusarium* species from sugar-beets and natural occurrence of zearalenone in beets and beet fibers. Appl. Environ. Microbiol. 58: 3233– 3239.
- Bottalico, A. and Perrone, G. (2002). Toxigenic *Fusarium* species and mycotoxins associated with head blight in small-grain cereals in Europe. Eur. J. Plant Pathol. 108: 611–624.
- Callen, E. O. (1965). Analyses of the Tehuacán corpolites, 261-289 pp. En: D.S. Byer (ed.). The prehistory of the Tehuacan Valley, 1. Environment and subsistence. University of Texas Press. Austin, Texas.
- Cartujano, E. F. (1984). Desarrollo y fenología del tomate de cáscara (*Physalis ixocarpa* Brot.) var. Rendidora. Tesis de Licenciatura. Departamento de Fitotecnia. Universidad Autónoma Chapingo. Chapingo, México. 79 p.
- Castillo, R. O. (2011). Nutrición y *Bacillus subtilis* en el control de marchitamiento por *Fusarium spp.* en tomatillo (*Physalis ixocarpa* Brot.) en Sinaloa. Tesis de Maestría. Centro Interdisciplinario de Investigación para el Desarrollo Integral Regional unidad Sinaloa, Instituto Politécnico Nacional. México, p 89.
- Castro, B. R., Galvis, S. A., Sánchez, J. P., Peña, L. A., Sandoval, V. M., y Alcántara, G. G. (2004). Demanda de nitrógeno en tomate de cáscara

- (*Physalis ixocarpa* Brot). Revista Chapingo Ser. Hort. 10: 147-152.
- D'Arcy, W. G. (1991). The Solanaceae since 1976, with Review of its Biogeography. In: J. G. Hawkes, R.N. Lester, M. Nee y N. Estrada (Eds) Solanaceae III: Taxonomy, Chemistry and Evolution. Royal Botanical Garden, Kew. Gran Bretaña. Pp. 75-138.
- Fernández-Valiela, M. M. (2001). Introducción a la Fitopatología. INTA. Buenos Aires, Argentina. 518 p.
- Figueroa-Rivera M.A., R. Rodríguez-Guerra, B.Z. Guerrero-Aguilar, M.M. González-Chavira, J.L. Pons-Hernández, J.F. Jiménez- Bremont, J.G. Rodríguez-Pimentel, E. Andrio-Enriquez, M. Mendoza-Elos. (2010). Caracterización de especies de *Fusarium* asociadas a la pudrición de raíz de maíz en Guanajuato, México. Revista Mexicana de Fitopatología 28: 124-134.
- Gally, T., González, B., Rojo, M.P.S.Y., Lori, G. (1998). Plumele soft rot caused by *Fusarium equiseti*, *F. oxysporum*, and *F. pallidoroseum* on soybean seedlings in argentina. Plant Dis. 82:1063.
- García, S. F. (2001). *Physalis*. En: Rzedowski, J. y G. Calderon de R. (2001). Flora Fanerogámica del Valle de México. Segunda Edición. Instituto de Ecología A.C., Comisión Nacional para el Conocimiento y uso de la Biodiversidad (CONABIO). Pátzcuaro, Michoacán. Pp. 659-663.
- Garibaldi, A., Gilardi, G., Bertoldo, C., Gullino, M. L. (2011). First report of leaf spot of rocket (*Eruca sativa*) caused by *Fusarium equiseti* in Italy. Plant Dis. 95:1315.
- Garibaldi, A., Gilardi, G., and Gullino, M. L. (2004). Varietal resistance of lettuce to *Fusarium oxysporum* f. sp. lactucae. *Crop Protection*, 23, 845–851.
- Gcjr, A., Gubler, W. D., Grogan, R. G. (1987). Seedling diseases of muskmelon and mixed melons in California caused by *Fusarium equiseti*. Plant Dis. 71:370–374.
- Gordon, T. R. and Martyn, R. D. (1997). The Evolutionary Biology of *Fusarium oxysporum*. Annual Review of Phytopathology 35:111-128.
- Hudson, W. D. Jr. (1986). The Relationships of Hill and Domesticated Tomato, *Physalis Philadelphia* Lamark (Solanaceae). Ph. D. Diss. India Univ. Bloomington. IN. USA.149. P.
- Haglund, W. A., Kraft, J. M. (2001). *Fusarium* wilt. en: Kraft, J.M.; Pflieger, F.L. (ed.). Compedium of pea diseases and pests. the American Phytopathological society press. St. Paul, Minesota USA. 14-84 pp
- Herrera, P. E., Cristóbal, Alejo. J., Martínez, B. M., Hernández, A. M. and López, G. Guillermo. (2017). Primer registro de *Fusarium solani* y *F. equiseti* en plantaciones de *Jatropha curcas* en México. Revista mexicana de fitopatología, 35(1), 150-161.

- Jimenez, M., Huerta, T., and Mateo, R. 1997. Mycotoxin production by *Fusarium* species isolated from bananas. *Appl. Environ. Microbiol.* 63: 364–369.
- Knapp, S., Stanford, M. y Martínez, M. (2007). A checklist of the Solanaceae of Guatemala. En: *Biodiversidad de Guatemala 1*: 259-282.
- Lazarotto, M., Muniz, M. F. B., Santos, R. F. D., Blume, E., Harakawa, R., Hamann, F. A. 2014. First report of *Fusarium equiseti* associated on pecan (*Carya illinoensis*) seeds in Brazil. *Plant Dis.* 98:847–848.
- Leslie J. F. and Summerell, B. A. (2006). *The Fusarium laboratory manual* (p. 388). United States of America: Blackwell Publishing.
- León, G. H. M. y Arosamena, D. M. (1980). *El Cultivo del Tomate para Consumo Fresco en el Valle de Culiacán*. CIAPAN. INIA–SARH. Libros Técnicos. Culiacán, Sinaloa, México. 12 p
- Li P.P., Cao, Z.Y., Wang, K., Zhai, H., Jia, H., Liu, N., Li, S.H., Hao, Z. M., Gu, SQ, Dong, J. G. (2014). First report of *Fusarium equiseti* causing a sheath rot of corn in China. *Plant Dis.* 98:998.
- Lu, N.H., Huang, Q. Z., He, H., Li, K. W., Zhang, Y. B. (2014). First report of black stem of *Avicennia marina* caused by *Fusarium equiseti* in China. *Plant Dis.* 98:843.
- Martínez, S. J., Peña, L. A. y Montalvo, H. D. (2004). *Producción y Tecnología de semilla de tomate de cáscara*. Universidad Autónoma de Chapingo, México. p 36.
- Martínez, D. M. L. (1998). Revisión of *Physalis* Section *Epeteiorhiza* (Solanaceae), *Anales del Instituto de Biología Universidad Nacional Autónoma de México, Serie Botánica* 69 (2): 71-117.
- Martínez, D. M. L. (1993). *Systematics of Physalis Section Epeteiorhiza*. Tesis Doctoral, Universidad de Texas, Austin, U.S.A.
- McClung de Tapia, E. y Martínez, Y. D. (2005). Evidencia paleoetnobotánica del Xaltocan Posclásico. *Paleoethnobotanical Evidence from Postclassic Xaltocan*, en Brumfiel. *La Producción y el Poder en el Xaltocan Posclásico/ Production and Power at Postclassic Xaltocan*. Instituto Nacional de Antropología. University of Pittsburgh, México, pp. 207-232.
- Menzel, Y. M. (1951). The Cytotaxonomy and Genetics of *Physalis*. *Proc. Am. Philos. Soc.* 95(2): 132-183.
- Montes, H. S. y Aguirre, J. R. (1992). Tomate de cáscara (*Physalis philadelphica*). *In: Hernández, B. J. y León, J. (Eds.). Cultivos marginados, otra perspectiva de 1942*. Colección FAO. Producción y protección vegetal No 26. Roma, Italia pp. 71 – 75.
- Montiel, G. L. F., González, F. B. M., Sánchez, G. S; Guzmán, R. F. P., Gámez, V. J. A., Acosta, G. R., Rodríguez, G. J., Simpson, W. M., Cabral, E. M. y Mendoza, E. (2005). Especies de *Fusarium* presentes en raíces de frijol (*Phaseolus vulgaris* L.) con daños de pudrición, en cinco estados del

- centro de México. Revista Mexicana de Fitopatología 23: 1-10.
- Mulato, B. J. (1984). Desarrollo y fenología del tomate de cáscara (*Physalis ixocarpa* Brot.) variedad Rendidora en la región de Zacatepec, Morelos. II Dimámica del desarrollo en base a los muestreos en pie e investigación del sistema radical. Tesis de Licenciatura. Departamento de Fitotecnia. Universidad Autónoma Chapingo. Chapingo, México. 116 p.
- Nelson, P. E. (1981). Life cycle and epidemiology of *F. oxysporum*. Fungal wilt diseases of plants. Academic press. New York. 51-80 pp
- Nelson, P. E., Tousson, T. A. and Marasas, W. F. O. (1983) *Fusarium* Species: An Illustrated Manual for Identification. Pennsylvania State University, University Park.
- Nirenberg, H. I. (1995) Morphological differentiation of *Fusarium sambucinum* Fuckel sensu stricto, *F. torulosum* (Berk. & Curt.) Nirenberg comb. nov. and *F. venenatum* Nirenberg sp. nov. Mycopathologia 129: 131–141.
- Pacheco, A. J. y Apodaca, S. M. A. (1992). Enfermedades del tomate de cáscara (*Physalis ixocarpa* Brot), en el Norte de Sinaloa. XIX Congreso Nacional de Fitopatología. Buenavista, Saltillo, Coah. Méx.
- Pan, L. Li., Yan, X., S., Meng, Y. G., Xue, W. X., A-Li, Ch. and Bao, J., Li. (2017). *Fusarium* wilt of cauliflower caused by *Fusarium equiseti* in China, Canadian Journal of Plant Pathology, 39:1, 77-82, DOI: 10.1080/07060661.2017.1301998
- Pandey, K. K. (1957). Genetics of self incompatibility in *Physalis ixocarpa* Brot: a new system. Am. J. Bot. 44: 879-887.
- Peña, L. A. y Márquez, F. S. (1990). Mejoramiento genético de tomate de cáscara (*Physalis ixocarpa* Brot.). Revista Chapingo 71/72: 85-88.
- Peña, L. A., Ramírez, P. F., Cruz, G. R. A. (1991). Edad de trasplante de tomate de cáscara (*Physalis ixocarpa* Brot.). Revista Chapingo 73:57-60.
- Peña, L. A. (1994). Hibridación en Tomate de Cáscara. (*Physalis ixocarpa* Brot.) In: Memoria de la XL Reunión Anual. Interamerican Society for Tropical Horticulture. 13 al 19 de noviembre. Tuxtla Gutiérrez, Chis., México. p. 67.
- Peregrine, W. T. H., Ahmad, K. B. (1982). Brunei: a first annotated list of plant diseases and associated organisms. Phytopathol Pap. 27:1–87.
- Pérez, G. M., Márquez, S. F., Peña, L. A. (1998). Mejoramiento Genético de Hortalizas. Mundi-Prensa México. México, D.F. 380 p.
- Ramchandra, S., Bhatt, P. N. (2012). First report of *Fusarium equiseti* causing vascular wilt of cumin in India. Plant Dis. 96:1821.
- Ramírez, R. S., Salazar, P. A., Nakagome, T. (2001). Manual de plagas y enfermedades del jitomate, tomate de cascara y cebolla en el estado de Morelos. SAGARPA. Inifap. Jica. Campo experimental Zacatepec,

- Morelos. Publicación No 29. pp. 78 – 91.
- Ramos, L. C., Alcántara, G. G., Galvis, S. A., Peña, L. A., Martínez, G. A. (2002). Eficiencia de uso del nitrógeno en tomate de cáscara en fertirriego. *Terra Latinoamericana* 20:465- 469.
- Redondo, J. E. (1978). La cenicilla del tomate de cáscara. *Panagfa, México* 6(52) : 27.
- Rubella, S. G., Yanhong, Dong & Zamir, K. P. (2010). Host range and mycotoxin production by *Fusarium equiseti* isolates originating from ginseng fields<sup>1</sup>, *Canadian Journal of Plant Pathology*, 30:1, 155-160, DOI: 10.1080/07060660809507506
- Salazar, P. A. (2002). Producción de semilla de tomate de cáscara variedad rendidora en el Estado de Morelos. *Tecnologías llave en mano. Publicación especial Núm 31. SAGARPA. INIFAP.* pp 68-69.
- Santiagoullo, H. J. F. y Blas, S. Y. (2009). Aprovechamiento tradicional de las especies de *Physalis* en México. *Revista de Geografía Agrícola, Estudios Regionales de la Agricultura Mexicana.* ISSN 186-4394. 43:81-86.
- Santiagoullo, H. J. F., Cervantes, T. S., Peña, L. A., Sahagún, C. J., Molina, J. D. (2005). Polinización controlada en tomate de cáscara (*Physalis ixocarpa* Brot.). *Revista Chapingo Serie Horticultura.* 11(1): 65-69.
- Santiagoullo, O., Vargas, P., Grimaldo, J. O., Magaña, L. N., Caro, V. F. J., Peña, L. A. y Sánchez, M. J. (2012). Diagnóstico del Tomate de cáscara. *Universidad Autónoma Chapingo. México.* 07 p.
- Santiagoullo, H. J. F., Sánchez, M. J., Vargas, P. O., García, S. L., Magaña, L. N., Grimaldo, J. O., Caro, V. F. J. y Peña, L. A. (2010). Estudio, conservación, protección y uso de los recursos genéticos de tomate de cáscara (*Physalis* spp.) en México.
- Saray, M. C. R., Loya, R. (1977). El cultivo de tomate de cáscara en el estado de Morelos. *INIA-CIAMEC. Circular Núm. 57. Chapingo, México.* 24 p.
- Saray, M. C. R. (1977). Tomate de cáscara, algunos aspectos sobre su fisiología e investigación. *Campo Agrícola Experimental Zacatepec, Morelos. México.*
- Serrano, A. A. D. (1998). Determinación del intervalo óptimo de cosecha y descripción fenológica de tomate de cáscara (*Physalis ixocarpa* Brot.) tipo salamanca. Tesis de Licenciatura. Departamento de Fitotecnia. *Universidad Autónoma Chapingo. Chapingo, México.* 54 p.
- SIAP-SAGARPA (Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera) [http://nube.siap.gob.mx/cierre\\_agricola/](http://nube.siap.gob.mx/cierre_agricola/)
- Snyder, W. C. y Hansen, H. N. (1940). The species concept in *Fusarium oxysporum*. *Am. J. Bot.* 27:64-67 pp.
- Summerell, A. B., Leslie, F. J., Backhouse, D., Bryden, L., Wayne, B. W. L.

- (2002). *Fusarium* paul E. Nelson memorial symposium. second printing. the American Phytopathological society. St. Paul, Minnesota, U.S.A. 15-23 pp
- Thrane, U. (1989). *Fusarium* species and their specific profiles of secondary metabolites. In: Chelkowski J, editor. *Fusarium* mycotoxins, taxonomy and pathogenicity. Amsterdam: Elsevier pp: 199–226.
- Tseng, T. C. and Tu, J. C. (1997). Mycoflora and mycotoxins in adzuki and mung beans produced in Ontario, Canada. *Microbios*, 90: 87–95.
- Tuxtla, A. Ma. M., Lozoya, D. H., Peña, L. A. y Leyva, M. S. G. (2016). Evaluación de germoplasma de tomate de cascara para resistencia a virosis, p 27-30.
- U.S. National Fungus Collections Fungal Database. April 27, 2018). Farr, D.F., and Rossman, A.Y. Fungal Databases, U.S. National Fungus Collections, ARS, USDA. Retrieved April 27, 2018, from <https://nt.ars-grin.gov/fungaldatabases/>
- Vargas, P. O., Martínez y Díaz, M. y Dávila, A. P. (2003). La Familia Solanaceae en Jalisco, el género *Physalis*. Universidad de Guadalajara. Guadalajara, Jalisco. México. 127 pp.
- Vásquez, L. A., Hernández, Castro. E., Mora, A. J. A., Nava, D. C., Sánchez, G. F. (2012). Etiología y epidemiología de la necrosis de ores y frutos juveniles del papayo (*Carica papaya* L.) en Guerrero, México. *Agrociencia* 46: 757-767.
- Verdejo, R. (1987). Caracterización de la variedad de tomate de cáscara 'Rendidora' (*Physalis ixocarpa* Brot.) para su mejoramiento genético en Chapingo, México. Tesis de Licenciatura. Universidad Veracruzana. 102 p.
- Waterfall, U. T. (1967). *Physalis* in Mexico, Central America and the West Indies. *Rhodora* 69:82-120,203-239,319-329.
- White, T. J., Bruns, T., Lee, S. J. W. T., and Taylor, J. W. (1990). Amplification and direct sequencing of fungal ribosomal RNA genes for phylogenetics. *PCR protocols: a guide to methods and applications*, 18(1), 315-32.

### **CAPÍTULO 3. IDENTIFICACIÓN MORFOLÓGICA Y MOLECULAR DE ESPECIES DE *Fusarium* spp. CAUSANTES DE MARCHITEZ VASCULAR EN *Physalis ixocarpa* Brot. ex Horm.**

#### **RESUMEN**

A partir de material vegetal enfermo de *Physalis ixocarpa* Brot. ex Horm. colectado en Chapingo, México, se obtuvieron cuatro aislados, los cuales primeramente fueron identificados con base en rasgos morfológicos. Posteriormente se realizó una prueba de PCR utilizando los iniciadores ITS y TEF. Los resultados arrojaron cuatro diferentes especies de *Fusarium* spp. Para determinar si los aislamientos eran patogénicos a *Physalis* se llevaron a cabo pruebas de patogenicidad utilizando cuatro poblaciones del Banco de Germoplasma de Especies Nativas de la Universidad Autónoma Chapingo; 11 (173 BNGEN), 203 (Población 3), 66 (Verde 01) y la variedad 205 (Tecozautla 04). Las variables evaluadas fueron incidencia y severidad; las evaluaciones se realizaron cada dos días. Los cuatro aislados provocaron síntomas relacionados con la enfermedad conocida como marchitez vascular, en las cuatro poblaciones evaluadas de *Physalis* spp. Esta enfermedad se encuentra asociada a cuatro especies diferentes del género *Fusarium* (*F. sambucinum*, *F. venenatum*, *F. equiseti* y *F. oxysporum*) en tomate de cáscara en Chapingo, México.

**Palabras clave:** PCR, accesión, patogenicidad, iniciadores ITS y TEF.

**MORPHOLOGICAL AND MOLECULAR IDENTIFICATION OF SPECIES OF *Fusarium* sp. CAUSANTS OF VASCULAR WILT IN *Physalis ixocarpa* Brot. ex Horm.**

**ABSTRACT**

From diseased plant material of *Physalis ixocarpa* Brot. ex Horm. collected in Chapingo, Mexico, four isolates were obtained, which were first identified based on morphological traits. Then a PCR test was performed using the ITS 5 y 4 and TEF primers, which resulted in four different species of *Fusarium* spp. To determine if the isolates were pathogenic to *Physalis*, pathogenicity tests were carried out using four populations of the Germplasm Bank of Native Species of the Universidad Autónoma Chapingo; 11 (173 BNGEN), 203 (Population 3), Green 01 and the variety 205 (Tecozautla 04). The evaluated variables were incidence and severity; the evaluations were made every two days. The four isolates caused symptoms related to the disease known as vascular wilt, in the four evaluated populations of *Physalis* spp. This disease is associated with four different species of genus *Fusarium* (*F. sambucinum*, *F. venenatum*, *F. equiseti* y *F. oxysporum*) in husk tomato in Chapingo, Mexico.

**Key words:** PCR, accession, pathogenicity, ITS and TEF primers.

### 3.1. INTRODUCCIÓN

La identificación de las especies del género *Fusarium* es uno de las tareas predominantes en la taxonomía de hongos, dado el número de especies reconocidas dentro del género y su importancia en la agricultura, industria y medicina. En el caso particular de la agricultura, la identificación de las especies se ha visto impulsada por la alta incidencia de este patógeno en los cultivos de mayor importancia económica (Chandra *et al.*, 2011) y (Leslie & Summerell (2006). Uno de estos cultivos es el tomate de cáscara, gracias a su uso primordial en la gastronomía mexicana, sus propiedades alternativas como la medicinal, la ornamental y la nutracéutica (Santiaguillo *et al.*, 2012), que lo colocaron en el año 2016 como la quinta hortaliza de mayor importancia en cuanto a superficie cultivada (SIAP-SAGARPA, 2016).

Muchas especies, aislados o subespecies del género *Fusarium* tienen una notable variación con respecto a sus características morfológicas, culturales y fisiológicas. Esta capacidad puede explicarse en parte debido a la habilidad de *Fusarium* de colonizar diversos nichos ecológicos en distintas áreas geográficas de todo el mundo. La caracterización morfológica está basada principalmente en la descripción de las esporas asexuales micro y macroconidios, fiálides, y estructuras de resistencia (clamidosporas). Los macroconidios son las esporas más importantes en la identificación morfológica de las especies de *Fusarium* (Leslie & Summerell, 2006).

La diversidad del género *Fusarium* tiene considerables dificultades en el desarrollo de un sistema taxonómico estable y ampliamente aplicable para el mismo. Dado que la identificación morfológica fue por muchos años el criterio único de identificación de las especies de *Fusarium* (Boutigny *et al.*, 2014).

Como solución a esta problemática cobra importancia la caracterización molecular, que como su nombre lo indica se refiere a la descripción de las especies con base en el estudio de los ácidos nucleicos, lo que permite la identificación de organismos fitopatógenos de forma viable y con mayor certeza.

La aplicación de marcadores moleculares aclara las relaciones genéticas de los grupos de hongos fitopatógenos, sobre todo cuando los criterios morfológicos de clasificación son variables o inconsistentes (Bellido, 2005).

La correcta identificación de especies de cualquier hongo fitopatógenos es de vital importancia ya que permitirá estructurar un manejo dirigido y eficiente que repercutirá en mínimas pérdidas económicas a causa de la enfermedad. En este contexto, por lo tanto el objetivo fue identificar las especies del género *Fusarium* que atacan al cultivo de tomate de cáscara.

## **3.2. MATERIALES Y MÉTODOS**

### **3.2.1. Sitio de estudio y muestreo**

Para llevar a cabo la caracterización morfológica, se colectó material vegetal enfermo al azar (Cochran, 1977) de *Physalis ixocarpa* en el Lote X-3 del Campo Agrícola Experimental de la Universidad Autónoma Chapingo (UACH).

### **3.2.2. Colecta de material**

El material vegetal de *P. ixocarpa* recolectado evidenciaba síntomas como achaparramiento, marchitez y amarillamiento del follaje, los cuales están estrechamente relacionados con la presencia de *F. oxysporum*. Estas muestras se procesaron en el Laboratorio de Micología Agrícola del Departamento de Parasitología Agrícola de la misma universidad (Tuite, 1969).

### **3.2.3. Aislamiento**

Se realizó una desinfección con hipoclorito de sodio 1 % (NaClO) y agua destilada estéril del material enfermo, específicamente de la raíz, e inmediatamente se efectuó la siembra del mismo en medio de cultivo PDA

(Potato Dextrose Agar). A los ocho días se observó el crecimiento de varias colonias de hongos. Estas colonias se transfirieron a agua agar, el cual es un medio pobre de nutrientes en el que el micelio crece de forma muy rala, lo que permite hacer aislamientos con la técnica de punta de hifa, esto con la finalidad de garantizar la pureza del hongo (Tuite,1969).

#### **3.2.4. Purificación de aislamientos**

Al obtener aislados aparentemente puros y confirmada la presencia de conidios a través de preparaciones observadas al microscopio, el paso siguiente fue incrementar la cantidad disponible de inóculo para una posterior inoculación. El hongo se dejó crecer en medio PDA por ocho días. Se verificó que hubiera suficiente presencia de conidios, y se procedió a hacer una solución conidial de  $1 \times 10^6$  esporas  $\text{mL}^{-1}$  (Tuite,1969).

#### **3.2.5. Pruebas de patogenicidad**

Se seleccionaron plantas completamente sanas de las poblaciones 11 (173 BNGEN), 203 (Población 3), 66 (Verde 01) y la variedad 205 (Tecoautla 04) (de aproximadamente 32 días de edad). Se inocularon 16 plantas de cada una de las poblaciones seleccionadas con cada aislado fungoso y se dejaron como testigos dos plantas de cada población sin inocular.

El proceso de inoculación consistió en agregar surfactante hidrofílico (Tween 20) a la solución conidial previamente preparada, en seguida se realizó un lavado de raíz de las plántulas y a éstas se les hizo una pequeña lesión en el área radicular con la finalidad de facilitar la penetración del patógeno, se dejaron reposar en la solución durante 30 minutos. Posteriormente se traspasaron a macetas con sustrato estéril (peat moss). Las plántulas permanecieron en condiciones controladas de invernadero a una temperatura de 25° C.

La expresión de síntomas empezó a manifestarse a los dos días posteriores a la inoculación para los cuatro aislados, empezando con un amarillamiento y pérdida

de turgencia de la planta, seguidos por la caída de hojas, sequía de la planta y finalmente su muerte (Leslie & Summerell, 2006).

El patógeno nuevamente se aisló, en esta ocasión de las plantas previamente infectadas. Se realizó el proceso de siembra en PDA y después de dos semanas nuevamente se obtuvieron los cuatro aislados puros (Tuite, 1969).

### **3.2.6. Caracterización morfológica de los aislados**

#### **3.2.6.1. In vitro**

Para el caso de los hongos con crecimiento micelial de color blanco a violáceo los signos y síntomas observados en las plantas infectadas se evaluaron con un microscopio estereoscópico. Además se realizaron cortes longitudinales del cuello de las plantas de manera manual y se evaluaron las características morfológicas de 50 estructuras asexuales y miceliales éstos hongos los cuales se observaron con un microscopio compuesto (Leslie & Summerell, 2006).

#### **3.2.6.2. Caracterización morfológica**

Tomando en cuenta que los macroconidios son las esporas más importantes en la identificación morfológica de las especies del género *Fusarium* (Leslie & Summerell, 2006), se utilizó medio Carnation Leaf Agar (CLA), ya que los aislados cultivados en este medio producen macroconidios que son más uniformes en tamaño y forma, que las colonias cultivadas en medios ricos en carbohidratos como PDA (Leslie & Summerell, 2006). De igual manera, para lograr el crecimiento de microconidios los aislados se transfirieron al medio Spezieller Nährstoffarmer Agar (SNA) (Leslie & Summerell, 2006). Los aislados se dejaron crecer durante 15 días y posteriormente microconidios y macroconidios fueron observados y medidos en un microscopio compuesto con ayuda del programa Motic Images Plus 3.0. El programa permitió medir largo ( $\mu\text{m}$ ), ancho ( $\mu\text{m}$ ), perímetro ( $\mu\text{m}$ ), ángulo y longitud del arco ( $\mu\text{m}$ ) del conidio, se midieron 50 macroconidios y microconidios para cada aislado y de éstos se obtuvo un rango (Leslie & Summerell, 2006).

Un criterio más, utilizado en la identificación morfológica, es la forma y tamaño de fiálides. Para lograr la expresión de éstas se utilizaron cámaras húmedas. El proceso consistió en tomar una muestra de micelio de cada aislado de los medios SNA o CLA para realizar una preparación en el portaobjetos con agua destilada estéril, en una caja petri de vidrio se colocó cuidadosamente una toalla de papel humedecida con agua destilada. La preparación se colocó dentro de la caja y se selló para evitar pérdida de humedad, a los tres días posteriores se pudo observar presencia de fiálides las cuales fueron medidas con un micrómetro ocular en un microscopio compuesto (Leslie & Summerell, 2006).

Con excepción de las fiálides, la obtención de todas las fotomicrografías se llevó a cabo en un fotomicroscopio Olympus Modelo ProvisAX70 con cámara digital de 5 megapíxeles.

### **3.2.7 Caracterización molecular de los aislados**

Partiendo del hongo purificado e incubado durante 15 días en medio de cultivo PDA, con ayuda de una espátula, se raspó cuidadosamente el micelio y se depositó en un mortero para después ser macerado con nitrógeno líquido. Cada muestra macerada fue depositada en un tubo de microcentrífuga de 1.5 mL y se añadió buffer de extracción (100 mM Tris HCl pH 8.0, 50 mM de EDTA pH 8.0, 2 % de SDS) y se incubó en baño seco 30 min a 38 °C. Se adicionaron 30 µL de CTAB 10 % y 70 µL de NaCl 5 M y se incubó en baño seco 30 min a 65 °C. Después se adicionó 50 µL de acetato de potasio 5 M y se mantuvo a -20 °C por 10 min. Se añadió 700 µL de cloroformo-alcohol isoamílico y se mezcló. La muestra se centrifugó a 13 000 g por 10 min.

El sobrenadante se transfirió a un tubo nuevo de microcentrífuga de 1.5 mL y se agregó 640 µL de isopropanol y 60 µL de acetato de sodio 3.5 M. Se puso a precipitar el ADN a -20 °C y después se centrifugó a 13 000 g por 10 min. El sobrenadante se descartó y se lavó la pastilla de ADN con 500 µL de etanol al 70 % y se centrifugó a 13 000 g por 5 min. Se descartó el sobrenadante y se puso a

secar la pastilla de ADN. Después de que la pastilla de ADN estuvo seca, se añadieron 100 µL de agua libre de ADNsa y ARNsa (White *et al.*, 1990).

Para realizar la PCR (Reacción en Cadena de la Polimerasa) de los hongos caracterizados morfológicamente como *Fusarium* spp, se utilizaron los iniciadores ITS 5 (GGA AGT AAA AGT CGT AAC AAG G) y 4 (TCC TCC GCT TAT TGA TAT GC) (White *et al.*, 1990). La mezcla de reacción se preparó a un volumen final de 25 µL, buffer de PCR 1x, 2.5 mM MgCl<sub>2</sub>, 0.2 mM dNTP, 0.4 µM de cada iniciador, 0.04 U/ µL ADN polimerasa Promega<sup>®</sup> y 4 ng/ µL de DNA. La PCR se llevó a cabo en un termociclador BIORAD<sup>®</sup> (EE.UU.), con una desnaturalización inicial de 95 °C 3 min, 35 ciclos de 95 °C 30s, 55 °C 30s, 72 °C 1 min, y una extensión final de 72 °C por 10 min (White *et al.*, 1990).

Adicionalmente se probaron los iniciadores EF1-728F (CAT CGA GAA GTT CGA GAA GG) y EF1-986R (TAC TTG AAG GAA CCC TTA CC) (Carbone and Kohn, 1999) con una temperatura de alineamiento de 54 °C. Los productos amplificados fueron verificados por electroforesis en agarosa al 1 % con buffer de corrida TAE 1 X con el uso de 5µL del producto de PCR, para llevar a electroforesis a 90 volts. El gel se analizó en un transiluminador ChemiDoc-It<sup>®</sup> 2. UVP (R.U.). Los fragmentos de ADN purificados se mandaron a secuenciar a Corea a la empresa Macrogen<sup>®</sup>.

### **3.2.8. Análisis de datos**

De acuerdo a las mediciones de cada uno de los aislados obtenidos se compararon con lo mencionado por Leslie & Summerell (2006) para especies del género *Fusarium*.

Para la identificación molecular las secuencias obtenidas fueron comparadas con la base de datos en NCBI (The National Center for Biotechnology Information) con el BLAST (<http://blast.ncbi.nlm.nih.gov/Blast.cgi>).

### **3.3. RESULTADOS**

Se identificaron cuatro patógenos causando pudrición de raíz y cuello en la planta lo que provocó la caída de hojas y marchitez generalizada en la misma.

#### **3.3.1. Pruebas de patogenicidad**

Las plantas comenzaron a presentar síntomas dos días después de la inoculación. Para el caso del aislado M1 la accesión 11 (173 BNGEN) y la variedad 203 (Población 3) presentaron un alto grado de marchitez y las hojas empezaron a perder coloración pero sin presentar amarillamiento. Para la accesión 66 (Verde 01) y la variedad 205 (Tecoautla 04) los síntomas consistieron en una tenue marchitez con hiponastia de hojas (Figura A1).

En lo que respecta a las plantas infectadas con el aislado M2 (Figura A2) todas las poblaciones mostraron un marchitez poco marcada; sin embargo, el amarillamiento en las hojas era más perceptible que en las inoculadas con el aislado M1. A su vez el aislado M3 (Figura A3) provocó en las cuatro poblaciones una marchitez evidente, al igual que amarillamiento en las hojas, sin embargo, este era menos intenso en las plantas de la accesión 66 (Verde 01) y la variedad 205 (Tecoautla 04), la hiponastia se hizo presente en las plantas de las accesiones 11 (173 BNGEN) y 203 (Población 3). Las cuatro poblaciones infectadas con el aislado M4 evidenciaron poco amarillamiento en hojas y poca o nula marchitez de plantas (Figura A4). Cabe resaltar que durante todo el proceso los síntomas se acentuaban durante el día, por la noche y parte de la mañana las plantas parecían recuperarse.

A los siete días posteriores a la inoculación del aislado M1 las plantas de las accesiones 66 (Verde 01) y la variedad 205 (Tecoautla 04) mostraron una ligera marchitez, las hojas superiores evidenciaban mucho menos amarillamiento que las basales, además de que estas prácticamente estaban desprendidas de la planta. En las plantas de la accesión 66 (Verde 01) se pudo observar que las hojas basales estaban completamente muertas mientras que las hojas superiores

mostraban poco amarillamiento; sin embargo, las puntas de estas comenzaban a secarse. Por su parte, la accesión 203 (Población 3) no mostró síntomas de marchitez, las hojas superiores presentaron poco amarillamiento ubicado en las puntas de las mismas, a diferencia de las hojas basales que ya se encontraban desprendidas. Para el caso de la accesión 11 (173 BNGEN) las hojas de toda la planta estaban completamente secas y mostraban un retraso en su desarrollo en comparación con el tamaño de las hojas de los testigos.

El aislado M2 en la accesión 11 (173 BNGEN) y la variedad 203 (Población 3) provocó una defoliación severa, así como marchitez y reducción en el tamaño de la lámina foliar de la planta. En la accesión 66 (Verde 01) y la variedad 205 (Tecoautla 04) aún no había defoliación pero sí amarillamiento en la punta de las hojas seguido de la muerte del tejido. Tampoco hubo presencia de marchitez. Esos mismos síntomas se repitieron en la plantas inoculadas con el aislado M3, en el caso de las accesiones 11 (173 BNGEN) y 203 (Población 3) se vieron severamente afectadas, ya que presentaron un alto grado de defoliación y reducción en el tamaño de la planta, prácticamente toda la hojas de la planta estaban secas para esta fecha.

La accesión 11 (173 BNGEN) y la variedad 203 (Población 3) inoculadas con el aislado M4 mostraron un decaimiento y amarillamiento en prácticamente toda la planta, así como defoliación de hojas basales ya secas. La accesión 11 (173 BNGEN) presentó una reducción de tamaño de la lámina foliar en comparación al testigo, las accesiones 66 (Verde 01) y la variedad 205 (Tecoautla 04) expresaron hiponastia, las hojas basales aún no terminaban de secarse por lo tanto no había defoliación.

A los 14 días la accesión 66 (Verde 01) junto con la variedad 203 (Población 3) y 205 (Tecoautla 04) inoculadas con el aislado M1 presentaron plantas tolerantes a la interacción con el hongo, exhibieron ligero amarillamiento en la hojas y un moderado retraso en el crecimiento de la planta (Figura A5).

En las variedades 205 (Tecozautla 04) y 203 (Población 3) se encontraron plantas tolerantes a el aislado M2, con reducción en el tamaño de planta y amarillamiento en las puntas de las hojas (Figura A6). Así mismo, para la infección con el aislado M3 la variedad 205 (Tecozautla 04) y la accesión 66 (Verde 01) sí tuvieron plantas con sobrevivencia al hongo pero con marcado amarillamiento en las hojas (Figura A7).

Para el aislado M4 la accesión 11 (173 BNGEN) sí tuvo plantas sobrevivientes con reducción en el tamaño de las hojas y amarillamiento en la punta de estas. La accesión 66 (Verde 01) y la variedad 205 (Tecozautla 04) presentaron plantas sobrevivientes pero con poca cantidad de hojas y amarillamiento pronunciado en las puntas seguido de la muerte del tejido foliar (Figura A8).

El resto las accesiones que no se mencionaron manifestaron un notorio retraso en el crecimiento de la planta y en el tamaño de las hojas, además de que todas la hojas se secaron y quedaron adheridas a estas.

### **3.3.2. Caracterización morfológica**

#### **3.3.2.1. Identificación morfológica de *Fusarium sambucinum* Fückel**

El aislado M1 después de siete días en medio PDA presentó un crecimiento relativamente rápido evidenciando un micelio aéreo abundante, floculado al tacto y de color blanco a amarillo, también presentó una masa de macroconidios en el centro de la colonia. A medida que el crecimiento aumentaba se observó una serie de anillos concéntricos aparentes. Además, los márgenes de la colonia eran lobulados y cuando los lóbulos desaparecían la cepa comenzaba a degenerarse.

Los macroconidios fueron relativamente cortos, delgados, de tres a cinco septos y falcados, con una célula apical puntiaguda y una célula basal en forma de pie y un tamaño que oscilaba entre 3.37-5.52 x 21.01-58.99  $\mu\text{m}$ . No se observó presencia de clamidosporas ni microconidios, pero sí de fiálides 24-40  $\mu\text{m}$ . Las

características reportadas coinciden con las descritas por Leslie & Summerell (2006) para *F. sambucinum* (Figura 3.1).

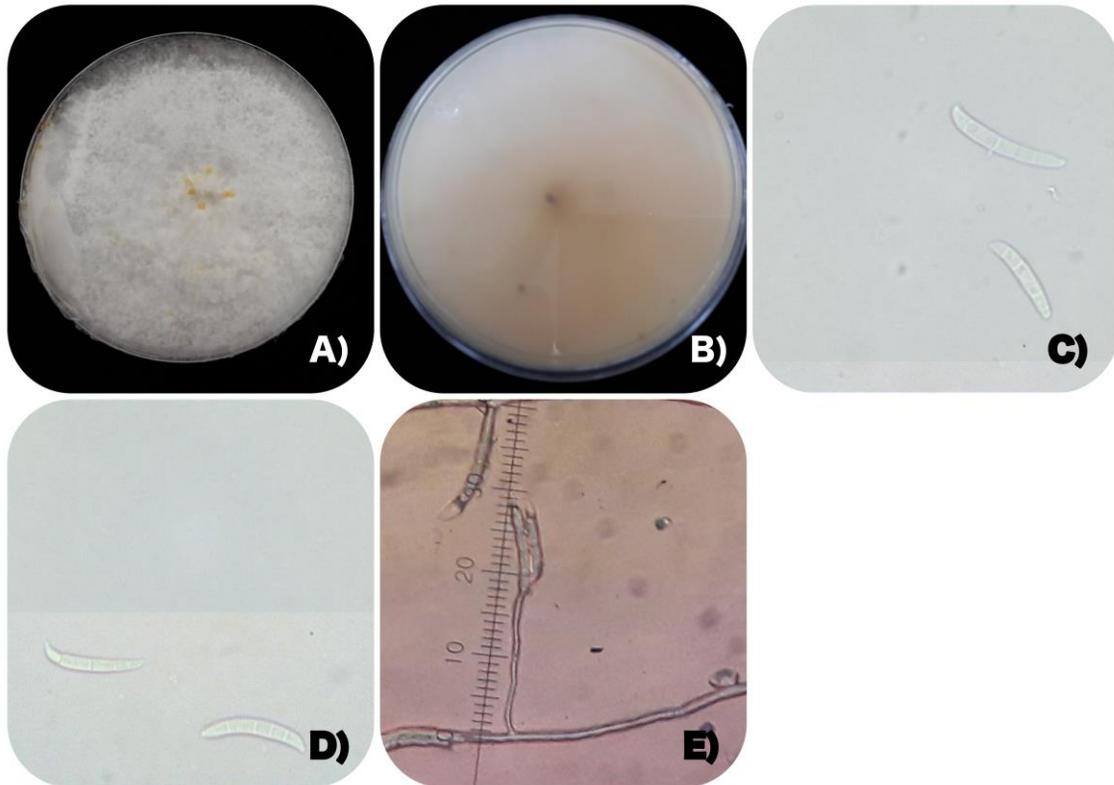


Figura 3.1. Caracterización morfológica de *Fusarium sambucinum*. A y B) Colonia en medio PDA. C) Macroconidios de colonias con 12 días de edad producidos en medio CLA. D) Macroconidios de colonias de 12 días de edad producidos en medio SNA. E) Fiálides.

### 3.3.2.2. Identificación morfológica de *Fusarium equiseti* (Corda)

#### Saccardo

El aislado M2 después de siete días en medio PDA desarrolló micelio abundante de color blanco al inicio, pero se volvió marrón con la edad. Presentó un pigmento marrón claro a marrón oscuro en donde la colonia entraba en contacto con el agar por vez primera.

Los macroconidios estaban formados por paredes gruesas con una fuerte curvatura dorsoventral y usualmente con cuatro a cinco septos. Evidenciaron una

célula basal distintivamente en forma de pie y una célula apical afilada similar a un látigo. El tamaño de estos osciló en un rango de 3.17-5.71 x 32.03-61.32  $\mu\text{m}$ , no hubo presencia de microconidios.

Las clamidosporas se tornaron de color marrón pálido, y hubo presencia de fiálides cuyo tamaño fluctuó entre 9-14 $\mu\text{m}$ . Las características coinciden con las descritas por Leslie & Summerell (2006) para *F. equiseti* (Figura 3.3).

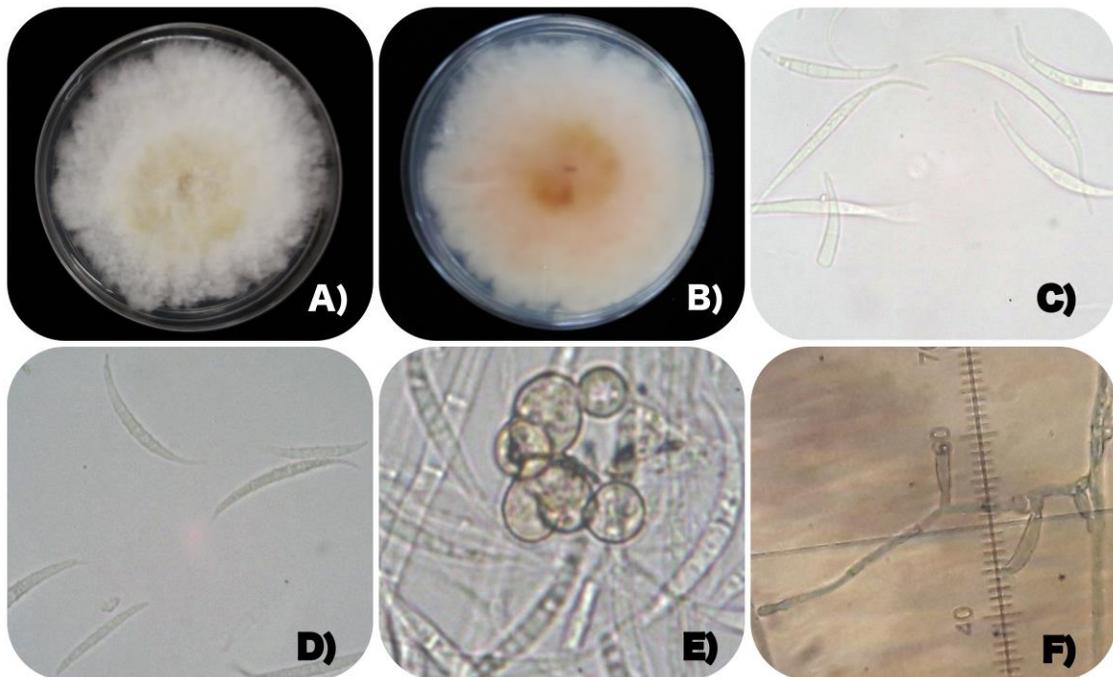


Figura 3.3. Caracterización morfológica de *Fusarium equiseti* A y B) Colonia en medio PDA. C) Macroconidios de colonias de 12 días de edad producidos en medio CLA. D) Macroconidios de colonias de 12 días de edad producidos en medio SNA. E) Clamidosporas. F) Fiálides.

### 3.3.2.3. Identificación morfológica de *Fusarium venenatum* Nirenberg

El aislado M3 en PDA desarrolló un crecimiento moderadamente rápido. A los siete días evidenció micelio algodonoso largo y denso que inicialmente fue blanco pero que con el tiempo se oscureció a naranja, o rojo. Se observó abundante presencia de macroconidios, los cuales fueron relativamente cortos, delgados, falcados y en su mayoría con cinco septos con una célula apical puntiaguda y una célula basal en forma de pie con un tamaño de 3.63-6.54 x 19.99-45.78  $\mu\text{m}$ .

Las clamidosporas se observaron formadas en cadenas cortas enganchadas, no hubo presencia de microconidios, pero sí de fiálides 39-59  $\mu\text{m}$ . Las características coinciden con las descritas por Leslie & Summerell (2006) para *F. venenatum* (Figura 3.2).

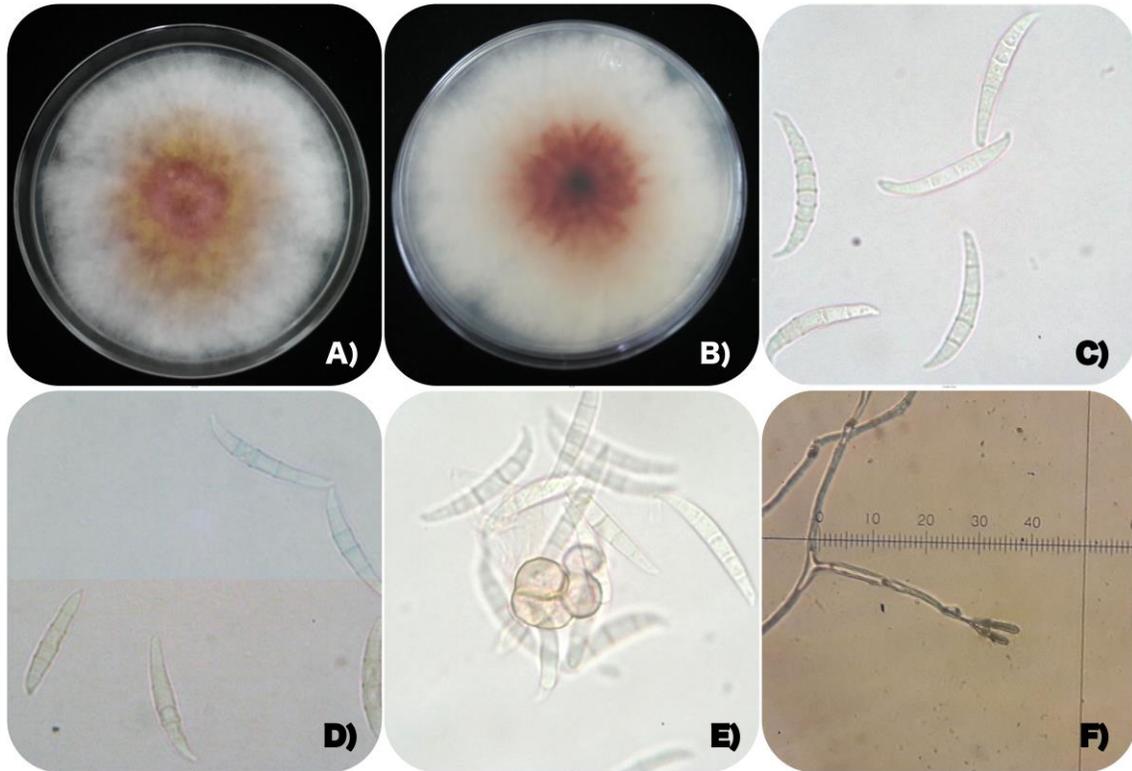


Figura 3.2. Caracterización morfológica de *Fusarium venenatum*. A y B) Colonia en medio PDA. C) Macroconidios de colonias de 12 días de edad producidos en medio CLA. D) Macroconidios de colonias de 12 días de edad producidos en medio SNA. E) Clamidosporas. F) Fiálides.

#### 3.3.2.4. *Fusarium oxysporum* Schltdl.

El aislado M4 en medio PDA expresó un micelio blanco, flocoso de color blanco a violeta pálido.

Los macroconidios observados fueron medianos a grandes 2.22-5.82 x 18.08-58.61  $\mu\text{m}$ , falcados a casi rectos, de pared delgada y usualmente con cuatro o cinco septos. La célula apical fue corta y la célula basal mostró una muesca o

forma de pie. En esta hongo si hubo presencia de microconidios los cuales fueron ovoides y septados, con un tamaño de 2.1-6.47 x 6.71-12.74  $\mu\text{m}$ , de igual manera se denotaron fiálides con un tamaño de 9-13  $\mu\text{m}$ . Las características coinciden con las descritas por Leslie & Summerell (2006) para *F. oxysporum* (Figura 3.4).

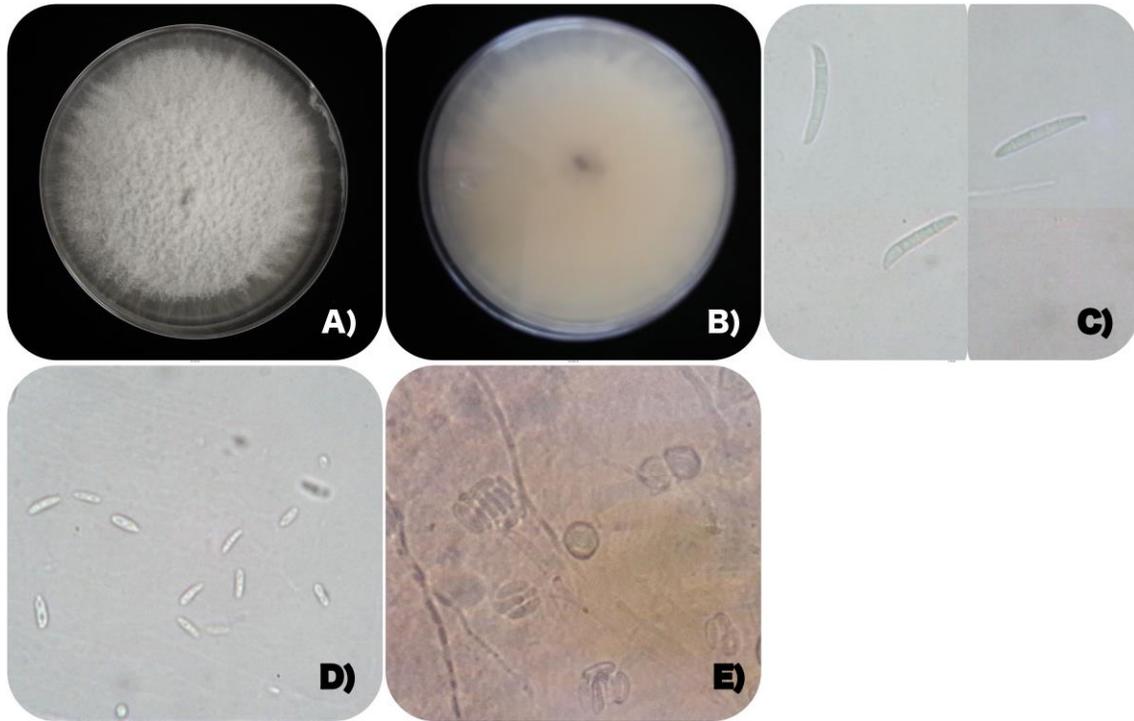


Figura 3.4. Caracterización morfológica de *Fusarium oxysporum*. A y B) Colonia en medio PDA. C) Macroconidios de colonias de 12 días de edad producidos en medio CLA. D) Microconidios de colonias de 12 días de edad producidos en medio SNA. E) Fiálides.

### 3.3.3. Identificación molecular

La secuenciación del TEF del ADNr de los cuatro aislados de *Fusarium* spp. obtenidos de las muestras de *P. ixocarpa* colectadas en Chapingo, México, se compararon con el programa BLAST en la base de datos del NCBI y el porcentaje de similitud de los aislamientos varió del 99 al 100 % (Cuadro 1), lo cual confirma los resultados arrojados por la identificación morfológica. Es decir, en tomate de cáscara se tiene la presencia de *Fusarium sambucinum*, *F. equiseti*, *F. venenatum*, *F. oxysporum*.

**Cuadro 1.** Resultados de identidad en GenBank de secuencia de TEF (Factor de elongación de la traducción) del ADNr de hongos aislados de material vegetal enfermo de *Physalis ixocarpa* en Chapingo, México.

<b>Aislado</b>	<b>Identificación morfológica</b>	<b>TEF-secuencias (% de similitud)</b>	<b>Número de accesión</b>	<b>País del aislado</b>
M1	<i>Fusarium sambucinum</i>	<i>Fusarium sambucinum</i> (100)	AY188921.1	Francia
M2	<i>Fusarium equiseti</i>	<i>Fusarium equiseti</i> (99)	KX576658.1	China
M3	<i>Fusarium venenatum</i>	<i>Fusarium venenatum</i> (100)	LN649232.1	Reino Unido
M4	<i>Fusarium oxysporum</i>	<i>Fusarium oxysporum</i> (100)	MG661726.1	Malasia

### 3.4. DISCUSIÓN

Al conocer los resultados de la caracterización molecular, la identificación de *F. venenatum* fue de interés particular, ya que este hongo comparte más de una característica con *F. graminearum* como lo menciona Leslie & Summerell (2006), comenzando con la pigmentación roja que ambos presentan durante el desarrollo de la colonia, a esto se suma la forma de pie de la célula basal y el número de septos que para los dos oscila entre cinco y seis. Sin embargo, la peculiaridad más notoria de *F. graminearum* sobre *F. venenatum* es el hecho de que el primero es un hongo fitopatógeno y *F. venenatum* no, ya que este está destinado para uso alimenticio en humanos como micoproteína o sustituto de carne en varios países europeos, además de que su distribución se restringe al continente Europeo y son muy pocos los cultivos de los cuales se ha aislado (Leslie & Summerell, 2006).

Poca a nula es la información que se tiene de este hongo como patógeno de

plantas, ya que a pesar de haber sido aislado tanto del suelo como de plantas no se hace mención que cause ningún tipo de síntomas en ellas. Esta información discrepa con los datos arrojados en esta investigación, puesto que *F. venenatum* fue aislado de material de *P. ixocarpa*, el cual no se tiene contemplado como hospedero del hongo, ya que la única especie de solanáceas a la cual se asocia es la Papa (*Solanum tuberosum* L.) (Nirenberg 1995).

Aunado a esto, los datos exhibidos en la pruebas de patogenicidad indicaron que al menos la variedad 203 (Población 3) y la accesión 11 (173 BNGEN) mostraron síntomas como amarillamiento, clorosis, marchitez, retraso en el crecimiento y defoliación de hojas que culminaron en la muerte de la planta. En este trabajo se reporta la aparición de *F. venenatum* por vez primera en México, específicamente en *P. ixocarpa* asociado a síntomas descritos (autor) para la enfermedad conocida como marchitez vascular en Chapingo, México.

Dentro de la diversidad de las especies del género *Fusarium* se identificó a un aislado como *F. equiseti*, el cual no fue fácil de identificar morfológicamente ya que el color rojizo anaranjado de la colonia, la pronunciada curvatura dorsoventral del macroconidio y la forma de la célula apical similar a un látigo como lo menciona Leslie & Summerell (2006) también aplican para la clasificación de *F. compactum*.

Sin embargo, en este hongo la célula apical tiende a adelgazarse de tal manera que da la apariencia de ser una aguja más que un látigo.

En las pruebas de patogenicidad las accesiones 11 (173 BNGEN) y 66 (VERDE 01) fueron las más afectadas por el hongo. Dicha infección desembocó en síntomas aéreos como lo fueron la marchitez, hiponastia, amarillamiento de las hojas basales, seguidas por muerte del tejido de las mismas y finalmente su defoliación.

A pesar de que *F. equiseti* es un habitante del suelo de distribución cosmopolita y reportado como patógeno en diversas familias infectando raíces, tubérculos,

semillas y frutos (Farr, & Rossman, 2018), en tomate de cáscara no se tiene ningún reporte de su presencia. Rubela *et al.* (2010) reportaron que para tomate (*Solanum Lycopersicon* L.) y chile pimiento (*Capsicum annum* L.) no hubo presencia de síntoma alguno. Sin embargo, Stefanczyk *et al.* (2016) lo reportan asociado a la pudrición seca de tubérculos de papa (*Solanum tuberosum* L.) en Polonia, por lo que dentro de la familia de las solanáceas existen especies susceptibles y asintomáticas a este hongo. El tomate de cáscara es un cultivo afectado por la patogenicidad del hongo y en este trabajo se reporta a *F. equiseti* como patógeno asociado a la enfermedad de la marchitez vascular en *P. ixocarpa* por primera vez en Chapingo, México.

Para lograr la identificación a nivel morfológico de *F. sambucinum* el micelio esponjoso blanco en la superficie y coloración carmesí de las colonias de la parte inferior fue de bastante ayuda, al igual que los macroconidios grandes distintivos, lo cual coincidió con lo descrito por Leslie & Summerell (2006). La identificación se confirmó mediante la comparación de los datos de la secuencia ITS (espaciador transcrito interno) con los aislados de referencia.

Los datos observados en la prueba de patogenicidad ubican a la accesión 11 (173 BNGEN) como la más susceptible a este hongo, ya que evidenció síntomas de amarillamiento y marchitez seguidas de defoliación de hojas basales y muerte de la planta. *F. sambucinum* ataca a un gran número de familias, entre ellas a las solanáceas, causando la pudrición seca de la papa (*Solanum tuberosum* L.) (Wharton *et al.*, 2006) y la podredumbre blanda en frutos de tomate (*Lycopersicon esculentum*) (Mourelos *et al.*, 2016) siendo de las enfermedades más importantes en poscosecha. En el género *Physalis* no se tiene ningún antecedente de este hongo afectando frutos en poscosecha. Sin embargo, como lo demuestran las pruebas de patogenicidad, sí tiene la capacidad de afectar a la planta de manera significativa. Por lo tanto en este trabajo se reporta a *Fusarium sambucinum* como agente causal de síntomas característicos de la enfermedad conocida como marchitez vascular en *P. ixocarpa* en Chapingo, México. (yola)

Para la identificación morfológica de *F. oxysporum* el color blanco del micelio al

inicio de su desarrollo y su posterior coloración a violeta pálido, así como la presencia de macroconidios y microconidios fue un importante indicador para su identificación (Leslie & Summerell, 2006). Esta enfermedad ya se había reportado con anterioridad en el cultivo de *Physalis* y está catalogada como una de las más importantes debido a las graves pérdidas que ocasiona según lo descrito por Apodaca *et al.* (2008). Los síntomas que se observaron en la prueba de patogenicidad fueron amarillamiento parcial de las hojas basales que gradualmente fueron alcanzando a hojas más jóvenes conduciendo paulatinamente al marchitamiento y muerte de la planta. Igualmente se presentó pérdida de turgencia, hiponastia, clorosis de hojas, como lo describen Palma (2004) y Rodríguez (2013).

### **3.5. CONCLUSIONES**

La marchitez vascular o secadera en *P. ixocarpa* en la región de Chapingo, México no está asociada únicamente a *F. oxysporum*. Existen otras tres especies que son capaces de inducir los mismos síntomas que éste hongo en las plantas de tomate. El hecho de que exista un complejo fungoso asociado dificulta aún más el control de la enfermedad y la coloca en un status preponderante de importancia.

Este es el primer reporte de *F. sambucinum*, *F. venenatum* y *F. equiseti* como agentes causales de la marchitez vascular en *P. ixocarpa*, y el primer reporte de *F. venenatum* como agente patogénico en plantas.

Para poder corroborar que *F. venenatum* es un patógeno con potencial infeccioso en plantas de diferentes familias, se recomienda la realización de estudios de patogenicidad en múltiples hospedantes.

### **3.6. BIBLIOGRAFÍA**

- Apodaca-Sánchez, M. A., Barrera, S. M. A., Cortez, M, E., y Quintero B. J. A. (2008). Enfermedades del Tomate de Cáscara en Sinaloa. INIFAP-CIRNO. Campo Experimental Valle del Fuerte. Folleto Técnico No. 31. Los Mochis, Sinaloa, México. 33 p.
- Bellido, J. (2005). Caracterización morfológica y molecular de hongos fitopatógenos de suelo e identificación de bacterias foliares en el cultivo de cebolla. Agricultura, Universidad de Puerto Rico, San Juan. Septiembre 2016, Volumen 100, Número 9 Page 1952.
- Boutigny, A., Ward, T. and Ballois, N. (2014). Diversity of the *Fusarium graminearum* species complex on French cereals. European journal of plant (138), 133–148.
- Cochran, G. W. (1977). Sampling Techniques (3th Edition).
- Mourellos, C. A., Malbrán, G. I., Lori, A. and Dal, G. M. (2016). First Report of *Fusarium sambucinum* sensu stricto Causing Postharvest Fruit Rot of Tomato in Argentina. Bello Centro de Investigaciones de Fitopatología (CIDEFI-UNLP-CICBA), Facultad de Ciencias Agrarias y Forestales, Universidad Nacional de La Plata, Buenos Aires, Argentina. September 2016, Volume 100, Number 9 Page 1952.
- Carbone, I. and Kohn L., M. (1999). A method for designing primer sets for speciation studies in filamentous ascomycetes. Mycologia 91: 553–556.
- Chandra, N. S., Wulff, E. G., Udayashankar, A. C., Nandini, B. P., Niranjana, S. R., Mortensen, C. N. & Prakash, H. S. (2011). Prospects of molecular markers in *Fusarium* species diversity. Applied microbiology and biotechnology 90(5); 1625–39.
- Farr, D.F., and Rossman, A.Y. Fungal Databases, U.S. National Fungus Collections, ARS, USDA. Retrieved April 27, 2018, from <https://nt.ars-grin.gov/fungaldatabases/>
- Leslie, J. F. and Summerell, B. A. (2006). The *Fusarium* laboratory manual. Ames, Iowa: Blackwell Publishing (369), 168-272.
- Palma, M. A. (2004). Vigilancia Fitosanitaria división protección agrícola *Fusarium oxysporum* sp *radcis- lycopersici*; Informe Fitosanitario 11- 2004; Gobierno Chileno Servicio Agrícola y Ganadero.
- Rodríguez, E. (2013). Caracterización de aislamientos de *Fusarium* spp. obtenidos de zonas productoras de uchuva (*Physalis peruviana*) en Cundinamarca y Boyacá. Universidad Nacional de Colombia Facultad de Agronomía, Escuela de posgrado Bogotá, Colombia 93, pp 99.
- SIAP-SAGARPA (Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera)

[http://nube.siap.gob.mx/cierre\\_agricola/](http://nube.siap.gob.mx/cierre_agricola/)

U.S. National Library of Medicine, 8600 Rockville Pike, Bethesda, MD 20894.

Santiaguillo, O., Vargas, P., Grimaldo, J. O., Magaña, L. N., Caro, V. F. J., Peña, L. A. y Sánchez, M. J. (2012). Diagnóstico del Tomate de cáscara. Universidad Autónoma Chapingo. México. 07 p.

Stefanczyk, E., Sobkowiak, S. Brylinska, M., and Sliwka, J. (2016). Diversity of *Fusarium* spp. associated with dry rot of potato tubers in Poland. Eur. J. Pl. Pathol. 145: 871-884. (49881)

Tuite, J. (1969). Plant Pathological Methods-Fungi and Bacteria. Burgess Publishing Company Minneapolis, Minnesota. p. 239.

Wharton, P. S., Tumbalam, P. and Kirk, W. W. (2006). First Report of Potato Tuber Sprout Rot Caused by *Fusarium sambucinum* in Michigan. Department of Plant Pathology, Michigan State University, East Lansing 48824. November 2006, Volume 90, Number 11 Pages 1,460.2 - 1,460.2.

White, T. J., Bruns, T., Lee, S. J. W. T., and Taylor, J. W. (1990). Amplification and direct sequencing of fungal ribosomal RNA genes for phylogenetics. PCR protocols: a guide to methods and applications, 18(1), 315-32.

## CAPÍTULO 4. BÚSQUEDA DE FUENTES DE RESISTENCIA A *Fusarium oxysporum* EN ACCESIONES DE *Physalis* spp.

### RESUMEN

El tomate de cáscara (*Physalis ixocarpa* Brot. ex. Horm) se ha consolidado como una de las hortalizas más importantes en México en las últimas dos décadas, ya que se cultiva y comercializa en todas las entidades del país. Sin embargo, su producción se ha visto frenada por una devastadora enfermedad que tiene como agente causal a *F. oxysporum*. No existe ningún método de control eficiente para esta enfermedad, por lo que considerar el mejoramiento genético como una opción de control se vuelve vital, ya que no existen variedades de *Physalis* spp. reportadas con dicha resistencia. Bajo la necesidad de detectar posibles fuentes de resistencia o tolerancia a *F. oxysporum* se fundamentó esta investigación. Se evaluaron 7 variedades y 17 accesiones de tomate de cáscara (*Physalis* spp.) del Banco Nacional de Germoplasma de la Universidad Autónoma Chapingo. Se establecieron dos ciclos de cultivo y en ambos se monitoreó el desarrollo de la enfermedad sobre el cultivo y el comportamiento agronómico del mismo a través de variables repuesta como incidencia, severidad, rendimiento, altura, volumen, densidad y peso del fruto. El análisis estadístico indicó que al menos dos accesiones 133 (JAL 01) y 66 (Verde 01) presentan cierto grado de tolerancia a *F. oxysporum*, sin embargo, su desempeño agronómico no fue el mejor.

**Palabras Clave:** Accesoión, severidad, incidencia, mejoramiento genético.

**SEARCH FOR SOURCES OF RESISTANCE TO *Fusarium oxysporum* IN  
ACCESSIONS OF *Physalis* spp.**

**ABSTRACT**

Husk tomato (*Physalis ixocarpa* Brot. ex Horm.) in the last two decades has been consolidated as one of the most important vegetables in Mexico since it is cultivated and marketed in all the states of the country. However, its production has been slowed by a devastating disease that has *Fusarium oxysporum* as a causative agent. There is no effective control method for this disease, so exploring genetic improvement as a control option becomes vital as currently there are no *Physalis* spp. varieties with that resistance reported. The research was based on the need to detect possible sources of resistance or tolerance to *F. oxysporum*. Were evaluated 7 varieties and 17 accessions of husk tomato (*Physalis* spp.) from the National Germplasm Bank of the Universidad Autónoma Chapingo. Two cultivation cycles were established and in both the development of the disease on the crop and the agronomic behavior of the crop were monitored through variables such as incidence, severity, yield, height, volume, density and fruit weight. The statistical analysis indicated that at least two accessions 133 (JAL 01) and 66 (Verde 01) have a certain degree of tolerance to *F. oxysporum*, however, their agronomic performance was not the best.

**Key words:** Accession, severity, incidence, plant breeding.

#### 4.1. INTRODUCCIÓN

La marchitez vascular causada por *F. oxysporum* se ha reportado como la segunda enfermedad de mayor impacto en el cultivo de la tomate de cáscara (Apodaca-Sánchez *et al.*, 2008).

Los marchitamientos vasculares están catalogados como una de las enfermedades más difíciles de controlar. Debido al hecho de que una sola espora es suficiente para detonar la infección, la extremada persistencia en los suelos debido a su capacidad de producir estructuras de resistencia y su versatilidad fisiológica lo hacen un microorganismo cosmopolita, cuya prevención de la infección se dificulta y por lo tanto su posterior control (Beckman, 1987; Gordon and Martyn, 1997).

Las prácticas de cultivo tales como el barbecho profundo, la rotación de cultivos, el dejar el suelo sin cultivar y el uso de semillas sanas, han sido útiles para disminuir las poblaciones del patógeno en el suelo, pero no lo eliminan totalmente (Pera & Calvet, 1989; Szczech *et al.*, 1993; Garibaldi *et al.*, 2004).

Por lo anterior, el desarrollo de cultivares resistentes constituye una alternativa promisorio para reducir la dependencia de la protección química, lo que resulta en cultivos más seguros, económicos y con un menor impacto ambiental (Álvarez, 2000). Se ha demostrado con éxito experiencias de resistencia varietal para el control de *F. oxysporum* en diversas especies, incluyendo la lechuga (Garibaldi *et al.*, 2004) y el pepino (Huang *et al.*, 2008), entre otros. Sin embargo en *Physalis* no se tienen reportes de cultivares resistentes a este patógeno. Con base en esto, el objetivo del presente trabajo fue evaluar germoplasma en relación con su tolerancia o resistencia a *Fusarium oxysporum*.

## **4.2. MATERIALES Y MÉTODOS**

### **4.2.1. Localización del sitio experimental**

La fase de campo se llevó a cabo en el Lote X-3 del Campo Agrícola Experimental de la Universidad Autónoma Chapingo, a una altitud de 2250 msnm en las coordenadas geográficas 19° 29´ 20.4” de latitud Norte y 98° 52´ 26.7” longitud Oeste (García, 1988).

El clima predominante en Chapingo, México es Cb (Wo)(W)b(i´), definido como templado subhúmedo con lluvias en verano, con precipitación invernal menor al 5 %, con un poco de oscilación térmica y veranos frescos; régimen de precipitación media anual de 636 mm. La temperatura media anual se ubica entre 12 y 18 °C, con variación menor a 5 °C (García, 1988).

### **4.2.2. Búsqueda de fuentes de resistencia en accesiones de *Physalis* spp**

Se estudiaron la accesiones de *Physalis* spp. del Banco de Germoplasma de Especies Nativas del Departamento de Fitotecnia (Cuadro 2), para determinar si algunas de estas podrían ser fuente de resistencia contra el ataque de *Fusarium oxysporum*. Se evaluaron 17 accesiones que previamente fueron evaluadas y seleccionadas por Tuxtla (2016) como candidatos de resistencia a Virus Mosaico de la Alfalfa (AMV), Virus Mosaico del Pepino (CMV), Virus Jaspeado del Tabaco (TEV), Virus Mosaico del Tabaco (TMV) y Virus de la Marchitez Manchada del Tomate (TSWV). Como testigos se evaluaron también siete variedades del programa de mejoramiento genético de tomate de cáscara de la Universidad Autónoma Chapingo.

**Cuadro 2.** Relación de poblaciones de *Physalis* spp. utilizadas en la investigación en Chapingo, México.

NA	Descripción	NA	Descripción
5	82 BNGEN	66	Verde 01
11	173 BNGEN	87	181 BNGEN
12	JAL 103	106	209 BNGEN
14	184 BNGEN	133	JAL 01
15	128 BNGEN	172	167 BNGEN
18	32 BNGEN	203	Población 3 (Testigo) <sup>1</sup>
26	48 BNGEN	31	Gema (Testigo) <sup>1</sup>
35	170 BNGEN	200	Diamante (Testigo) <sup>1</sup>
39	Verde L	201	Manzano (Testigo) <sup>1</sup>
55	148 BNGEN	202	Morado SM (Testigo) <sup>1</sup>
57	156 BNGEN	204	Puebla SM3 (Testigo) <sup>1</sup>
64	147 BNGEN	205	Tecozautla 04 (Testigo) <sup>1</sup>

NA: Número de accesión de *Physalis* spp; BNGEN: Banco Nacional de Germoplasma de Especies Nativas de la Universidad Autónoma Chapingo (UACH). <sup>1</sup>Variedades del Programa de Mejoramiento Genético de Tomate de Cáscara de la UACH.

#### **4.2.2.1. Establecimiento del experimento para evaluación de las accesiones de *Physalis* spp. en condiciones de campo**

Se realizaron dos ciclos de producción, la siembra del primer ciclo se realizó el día 25 de febrero de 2017. Se utilizó sustrato comercial tipo peat-moss y charolas de poliestireno de 200 cavidades. El proceso de siembra consistió en depositar de dos a tres semillas por cavidad y posterior a la germinación se realizó un aclareo de tal manera que únicamente hubiera una planta por cavidad. La plántula se mantuvo en condiciones de invernadero por 34 días y se regó cada tercer día con solución nutritiva de Steiner al 50 % por tres semanas y posteriormente los riegos fueron diarios con la solución nutritiva de Steiner al 100 %.

El lote experimental se acondicionó previo a la siembra con un barbecho y un rastreo. Posteriormente se realizó el surcado a una distancia de 1.2 m. Todas las actividades se llevaron a cabo de forma mecánica y con los implementos correspondientes para cada labor. Cada surco se acondicionó con una manguera

de 16 mm de diámetro, con goteros autocompensados y espacio entre ellos de 30 cm.

El trasplante se realizó por la mañana el día 01 de abril del mismo año, a los 34 días posteriores a la siembra, a una distancia de 30 cm entre plantas, colocando 22 plantas por unidad experimental. Se usó un diseño experimental de bloques al azar con cuatro repeticiones. Se aplicó una fertilización de 100 N – 100 P<sub>2</sub>O<sub>5</sub> – 50 K<sub>2</sub>O con los productos comerciales Urea, Fosfato Diamónico y Cloruro de Potasio. Durante el desarrollo del cultivo se aplicaron 50 kg de Urea por hectárea semanalmente a través del riego. La nutrición se complementó con aplicaciones de fertilizante foliar líquido una vez por semana (Bayfolan Forte<sup>®</sup> + Surfactante) con el fin de aportar elementos menores al cultivo.

Las plagas fueron controladas con los productos comerciales Confidor<sup>®</sup> (Imidacloprid) y Lannate<sup>®</sup> (Metomilo 90%). Su aplicación estuvo condicionada por la aparición de las mismas. Para el control de la maleza se realizaron escardas y deshierbes cada vez que fuera requerido.

En el segundo ciclo la siembra se ejecutó el 24 de junio de 2017. El manejo del semillero fue el mismo que en el ciclo anterior, al igual que la preparación del terreno.

El trasplante se realizó el día 05 agosto del mismo año, es decir a los 41 días posteriores a la siembra, a una distancia de 30 cm entre plantas. En esta ocasión se establecieron 15 plantas por unidad experimental. Las repeticiones y la distribución de la planta y el diseño experimental fue igual que en ciclo anterior. Las fertilizaciones y control de plagas, así como de malezas, se efectuaron de manera similar al ciclo anterior.

#### **4.2.2.2. Inoculación en campo**

Una vez realizado el trasplante en campo se dejaron pasar 15 días y posterior a este tiempo se realizó la inoculación de las plantas. A pesar de que en las pruebas de patogenicidad todos los aislados dieron prácticamente la misma

sintomatología, con base a la descripción morfológica y molecular observada de los aislados se eligió el que concordaba con lo descrito para *F. oxysporum*.

El proceso consistió en incrementar el inóculo. Para esto se preparó medio PDA sintético y se transfirió el hongo, se dejó crecer por 10 días, se verificó a través de una preparación vista al microscopio que hubiera presencia de clamidosporas y conidios, y se realizó una solución conidial de  $1 \times 10^6$  esporas  $\text{mL}^{-1}$ .

Dicha solución conidial se vació en una mochila aspersora manual y se mezcló con surfactante hidrofílico (Tween 20). La aplicación del inóculo se realizó por la mañana. Fue una aplicación en drench dirigida al cuello de la planta. Posterior a la inoculación se le dio un riego pesado a la planta.

#### **4.2.2.3. Variables respuesta**

##### **4.2.2.3.1. Sintomatología**

Durante ambos ciclos las variables que se evaluaron fueron Incidencia y Severidad. La incidencia se evaluó como porcentaje de plantas afectadas por el patógeno en cada evaluación, las cuales se empezaron a evaluar a los 15 días posteriores al trasplante y así consecutivamente hasta obtener un total de 5 y 4 evaluaciones en el primer y segundo ciclo respectivamente. Previo a la inoculación se marcaron 10 plantas al azar de cada unidad experimental y estas fueron las que se evaluaron durante todo el ciclo. La severidad se evaluó como el porcentaje de tejido afectado por el patógeno, para lo cual se realizó una actualización de escala de severidad pictórica-descriptiva propuesta por Miranda (2016) (Figura 5) y se complementó con una escala pictórica-descriptiva de daños en raíz que va acorde a los síntomas expresados en el follaje (Figura 6).

Lo datos obtenidos para incidencia y severidad se utilizaron para determinar el avance la enfermedad y la respuesta de estos materiales al hongo mediante el cálculo del análisis del área bajo la curva del progreso de la enfermedad (ABCPE), la cual se calculó con el método de integración trapezoidal (Campbell y Madden, 1990), usando la ecuación:

$$ABCPE = \sum_{i=1}^n \left[ \frac{Y_{i+1} + Y_i}{2} \right] [X_{i+1} - X_i]$$

Donde: n es el número de mediciones de la enfermedad en el tiempo; el término  $(Y_i + Y_{i+1})/2$  es el punto medio entre  $(Y_i + Y_{i+1})$  que representa la cantidad de enfermedad en un intervalo de tiempo, correspondiente a la altura de cada rectángulo; y el término  $(X_{i+1} - X_i)$  representa el tiempo (d) entre dos evaluaciones de la enfermedad e indica la anchura de cada trapecio.



Figura 4.1. Escala decenal modificada para evaluar severidad de daños ocasionados por *Fusarium* spp. en tomate de cáscara (*Physalis ixocarpa* Brot. ex Horm.)



Figura 4.2. Escala decenal modificada para evaluar severidad de daños en raíz ocasionados por *Fusarium* spp. en tomate de cáscara (*Physalis ixocarpa* Brot. ex Horm.)

#### **4.2.2.3.2. Altura de la planta**

La altura de la planta (cm) se midió a los 30 ddt y se midieron las 10 plantas que se tenían previamente marcadas. En ambos ciclos de cultivo se midió desde la superficie de la base del suelo hasta la punta de la rama más alta.

#### **4.2.2.3.3. Rendimiento**

En el primer ciclo del cultivo se evaluó el rendimiento por planta (kg) en dos cortes realizados a los 72 y 83 días después del trasplante (RP1 y RP2). Así, también se evaluó tamaño de fruto, que se estimó como peso (g), volumen (ml) y densidad ( $\text{g/cm}^3$ ) de diez frutos en cada corte (P10FC1, P10FC2, VOL, DEN). Con los datos de los dos cortes se calculó el rendimiento total por planta (RTP) y el peso promedio de frutos (PPF). Para el segundo ciclo de cultivo no fue posible evaluar las variables mencionadas con anterioridad debido a que hubo una alta incidencia de la enfermedad, la cual no permitió el desarrollo de la planta.

#### **4.2.2.3.4. Análisis estadístico**

Se estableció un diseño experimental de bloques al azar en ambos ciclos de cultivo. El efecto de cada una de las poblaciones evaluadas sobre las variables se observó a través de un análisis de varianza, y se realizó una prueba de comparación de medias Tukey con  $\alpha = 0.05$ , todo esto con ayuda del programa estadístico SAS versión 9.0 (SAS Institute Inc., USA).

### **4.3. RESULTADOS Y DISCUSIÓN**

#### **4.3.1. Sintomatología**

En el primer ciclo de cultivo la presencia de los síntomas se comenzó a observar a los 30 días después de haber sido inoculada la planta. Los síntomas que se observaron fueron amarillamiento del follaje, las plantas infectadas

posteriormente mostraron un decaimiento poco marcado para luego oscurecerse y secarse. La parte superior de la planta se marchitaba durante el día y en las tardes recobraba turgencia. Este síntoma empeoró hasta que se marchitó completamente. Al realizar un corte longitudinal del tallo se observó oscurecimiento vascular en estos y disminución de tamaño en el sistema radicular. Estos síntomas coinciden con los reportados por Agrios (1998). Sin embargo el avance de la enfermedad fue paulatino permitiendo la realización de dos cortes de fruto para cosecha.

En el segundo ciclo de cultivo los síntomas se observaron a los 35 días posteriores a la inoculación, comenzando con un amarillamiento en las hojas basales y medias de la planta acompañado de un marchitamiento marcado en todas las plantas, posteriormente la caída de hojas se hizo evidente al igual que el retraso en el crecimiento de la planta para finalmente secarse y morir, sin permitir la realización de ningún corte de fruto lo cual coincide con lo por Apodaca *et al.* (2008).

#### **4.3.2. Análisis de varianza**

Como lo muestra el Cuadro 3, para el primer ciclo de cultivo el análisis de varianza muestra un efecto significativo de las poblaciones sobre todas las variables evaluadas (AP, RP1, RP2, RTP, P10F1, P10F2, PP10F, VOL, DEN, ABCPE).

En el segundo ciclo de cultivo no fue posible evaluar las variables AP, RP1, RP2, RTP, P10F1, P10F2, PP10F, VOL y DEN debido al alto porcentaje de incidencia y severidad ocasionado por el patógeno de estudio. Por tal motivo, solamente fueron evaluadas dos variables (AP y ABCPE). El análisis de varianza muestra efecto significativo de las poblaciones sobre ambas variables (Cuadro 4).

**Cuadro 3. Análisis de varianza del primer ciclo de diez variables medidas en 24 poblaciones de tomate de cáscara (*Physalis* spp.) de acuerdo al comportamiento en presencia de *Fusarium oxysporum*.**

FV	GL	AP	RP1	RP2	RTP	P10F1	P10F2	PP10F	VOL	DEN	ABCPE
Bloque	3	227.1**	0.0239**	0.00174**	0.01446**	14750.85**	10975.316**	12563.8**	25278.08**	1.29356**	671928.81**
Población	23	192.36**	0.2389**	0.01749**	0.30854**	187023.3**	59058.493**	109343.3**	173211.7**	0.73767**	247423.76**
Error	69	34.34	0.0038	0.00508	0.00718	3811.87	1807.586	1302.72	7288.07	0.53265	102477.93
Total	95										
CV		8.10	19.532	49.8546	18.4453	21.4836					

\*\* Significativo a una  $p \leq 0.05$ ; FV: Factor de variación; GL: Grados de libertad; AP: Altura de la planta (cm); RP1: Rendimiento por planta corte 1 (kg); RP2: Rendimiento por planta corte 2 (kg); RTP: Rendimiento Total (kg); P10F1: Peso de 10 frutos corte 1 (g); P10F2: Peso de 10 de frutos corte 2 (g); PP10F: Peso promedio de 10 frutos (g); VOL: Volumen de 10 frutos (ml); DEN: Densidad de 10 frutos ( $g/cm^3$ ); ABCPE: Área bajo la curva del progreso de la enfermedad; CV: Coeficiente de variación.

**Cuadro 4. Análisis de varianza del segundo ciclo de dos variables medidas en 24 poblaciones de tomate de cáscara (*Physalis* spp.) de acuerdo al comportamiento en presencia de *Fusarium oxysporum*.**

FV	GL	AP	ABCPE
Bloque	3	3.27027**	790247.98**
Población	23	26.6518**	351321.06**
Error	69	6.70716	52461.78
Total	95		
CV		17.0992	13.1002

\*\* Significativo a una  $p \leq 0.05$ ; FV: Factor de variación; GL: Grados de libertad; AP: Altura de la planta (cm); ABCPE: Área bajo la curva del progreso de la enfermedad; CV: Coeficiente de variación.

### **4.3.3. Prueba de comparación de medias del primer ciclo de cultivo**

#### **4.4.4.1. Altura de planta**

Los resultados de la comparación de medias en el primer ciclo de cultivo (Cuadro 5) mostraron que las accesiones 5 (82 BNGEN), 15 (128 BNGEN), 26 (48 BNGEN), 39 (Verde L), 57 (156 BNGEN), 55 (148 BNGEN) y 172 (167 BNGEN) obtuvieron la mejor altura. Por el contrario, se encontraron accesiones de baja altura, como la 12 (JAL 103) y 64 (147BNGEN). Como la describen Peña *et al.* (2011), en tomate de cáscara existe diversidad genética de hábitos de crecimiento, que varían desde erecto, semi-erecto y postrado.

Por otra parte, Sánchez y Peña (2015) mencionan que las variedades 205 (Tecoautla 04), 204 (Puebla SM), 31 (Gema) y 201 (Manzano) son materiales de porte erecto. Por esta razón, dichas variedades son sobresalientes en altura de planta (Cuadro 5).

#### **4.3.3.2. Rendimiento**

Para evaluar el rendimiento en el primer ciclo de cultivo se realizaron dos cortes. En el primer corte de fruto (Cuadro 5) las variedades 200 (Diamante), 201 (Manzano), 205 (Tecoautla 04) y 31 (Gema) mostraron el mejor rendimiento gracias a que son materiales con gran tamaño de fruto (Peña *et al.*, 2011). La accesión 12 (JAL 103) evidenció buen rendimiento temprano y total.

En el segundo corte la gran mayoría de poblaciones obtuvo altos valores de cosecha. Las accesiones 12 (JAL 103), 26 (48 BNGEN), 64 (147 BNGEN), 87 (181 BNGEN), 106 (209 BNGEN) y 133 (JAL 01) mostraron el menor rendimiento en el segundo corte, lo cual indica que pueden ser accesiones de bajo potencial productivo o de tamaño de fruto pequeño (Peña *et al.*, 2011). Para el caso específico de la accesión 12 (JAL 103) se sugiere que es una planta precoz, ya que como lo indica el Cuadro 5, presentó alto rendimiento temprano, pero bajo rendimiento tardío.

Para la variable rendimiento total por planta nuevamente la accesión 12 (JAL 103) presentó mayor rendimiento, junto con las accesiones 11 (173 BNGEN), 14 (184 BNGEN) y 172 (161 BNGEN). Esto coincide con los resultados de Tuxtla (2016) quien reporta a la accesión 14 (184 BNGEN) con alto rendimiento. Las variedades 200 (Diamante), 201 (Manzano), 205 (Tecozautla 04), 31 (Gema) y 203 (Población 3) presentaron el mayor rendimiento total de todas las poblaciones evaluadas.

En las variables P10F1, P10F2, PP10F, VOL y DEN las variedades 204 (Puebla SM3), 201 (Manzano), 205 (Tecozautla 04) y 31 (Gema) obtuvieron los mejores resultados (Cuadro 5 y 6), lo cual es lógico ya que el tamaño de fruto de estas variedades es grande como la mencionan Sánchez y Peña (2015). En el caso particular de la variedad 204 (Puebla SM3) debido a que es una variedad tardía, en la variable P10F1 mostró bajos valores (Cuadro 6).

En cuanto a las accesiones, las mejores en todas las variables (P10F1, P10F2, PP10F, VOL y DEN) fueron la 64 (147 BNGEN) y 12 (JAL 103). No obstante, la accesión 64 (147 BNGEN) no fue sobresaliente en rendimiento total, lo que indica que a pesar que sus frutos son grandes no produce gran cantidad de estos. Esto discrepa con lo reportado por Tuxtla (2016) quien indica que esta accesión tuvo buen rendimiento y tamaño de fruto pequeño. Esta accesión fue una de las más susceptibles al hongo, razón por la cual se puede justificar su comportamiento en este ensayo. Caso contrario es la accesión 12 (JAL 103), la cual sí presenta el mejor rendimiento, lo que coincide con la descrito por Tuxtla (2016). Aunque ambos ensayos evalúan efecto de patógenos sobre el mismo grupo de accesiones, Tuxtla (2016) evaluó resistencia a virus, y en este trabajo se evalúa resistencia a *F. oxysporum*, por lo que las discrepancias pueden ser explicadas por una respuesta diferenciada al ataque de los diferentes patógenos. Por el contrario, la coincidencia encontrada para la accesión 12 (JAL103) indica que esta es resistente a ambos patógenos.

#### **4.3.3.3. Área bajo la curva del progreso de la enfermedad (ABCPE)**

Para la variable ABCPE en el primer ciclo de cultivo, la accesión 133 (JAL 01) se distinguió por su mayor grado de tolerancia. Esto coincide con lo propuesto por Escalante y Farrera (2004), quienes indican que los menores valores de ABCDE corresponden a los materiales con menor severidad de la enfermedad. Las más susceptibles fueron las accesiones 12 (JAL 103), 64 (147 BNGEN) y 87 (181 BNGEN). Los testigos no mostraron tolerancia.

Se cree que la accesión 133 (JAL 01) es silvestre, lo cual debe comprobarse. La clave del mejoramiento exitoso de los cultivos es tener un suministro continuo de variabilidad genética y de los caracteres favorables contenidos en esta diversidad (Dwivedi *et al.*, 2008). Los genes de las plantas silvestres hasta ahora han otorgado a los cultivares resistencia contra plagas (Malik *et al.*, 2003) y enfermedades (Brar, 2005), razón por la cual se explica la tolerancia de esta accesión a *F. oxysporum*.

**Cuadro 5.** Comparación de medias del primer ciclo de cinco variables medidas en 24 poblaciones de tomate de cáscara (*Physalis spp.*) de acuerdo al comportamiento en presencia de *Fusarium oxysporum*.

<b>Población</b>	<b>AP</b>	<b>RP1</b>	<b>RP2</b>	<b>RTP</b>	<b>P10F1</b>
5 (82 BNGEN)	78.8 Abc	0.027 j	0.133 ab	0.160 jkl	30.8 k
11 (173 BNGEN)	72.5 bcdef	0.374 efg	0.163 ab	0.537 cdefg	186.0 ihjk
12 (JAL 103)	56.8 F	0.551 bcd	0.089 b	0.640 cd	377.0 defg
14 (184 BNGEN)	71.8 bcdef	0.387 def	0.168 ab	0.555 cdef	211.3 ghij
15 (128 BNGEN)	75.3 abcde	0.169 hij	0.214 ab	0.383 efghij	189.8 hijk
18 (32 BNGEN)	71.0 bcdef	0.105 ij	0.123 ab	0.229 ijkl	104.8 ijk
26 (48 BNGEN)	73.2 abcde	0.010 j	0.051 b	0.061 l	27.0 k
35 (170 BNGEN)	69.0 bcdef	0.260 fghi	0.205 ab	0.466 defgh	253.0 fghi
39 (Verde L)	73.8 abcde	0.022 j	0.110 ab	0.132 kl	41.5 jk
55 (148 BNGEN)	71.5 abcde	0.316 efgh	0.168 ab	0.484 defg	223.5 fghi
57 (156 BNGEN)	81.0 abc	0.118 ij	0.131 ab	0.249 hijkl	150.8 hijk
64 (147 BNGEN)	60.8 ef	0.319 efgh	0.085 b	0.404 efghi	385.3 def
66 (Verde 01)	70.8 bcdef	0.255 fghi	0.137 ab	0.393 efghij	186.8 hijk
87 (181 BNGEN)	61.3 def	0.293 efgh	0.065 b	0.358 efghij	291.0 efgh
106 (209 BNGEN)	72.8 bcdef	0.213 ghi	0.101 b	0.313 ghijk	228.3 fghi
133 (JAL 01)	67.8 cdef	0.009 j	0.042 b	0.052 l	20.8 k
172 (167 BNGEN)	85.0 ab	0.354 efg	0.226 ab	0.581 cdef	238.0 fghi
203 (Población 3)	67.0 cdef	0.563 bc	0.162 ab	0.725 abc	444.3 cde
204 (Puebla SM3)	77.8 abc	0.350 efg	0.306 a	0.656 bcd	547.8 bcd
202 (Morado SM)	67.0 cdef	0.455 cde	0.156 ab	0.612 cde	240.8 fghi
200 (Diamante)	71.5 bcdef	0.765 a	0.121 ab	0.886 ab	565.0 abc
201 (Manzano)	89.0 a	0.755 a	0.129 ab	0.884 ab	647.5 ab
205 (Tecozautila 04)	76.3 abcde	0.675 ab	0.229 ab	0.904 a	686.0 ab
31 (Gema)	77.3 abcd	0.670 ab	0.238 ab	0.908 a	734.3 a
<b>DMSH</b>	16.2	0.171	0.197	0.234	171.7

Medias con la misma letra dentro de columnas son iguales (Tukey, P=0.05); AP: Altura de la planta (cm); RP1: Rendimiento por planta del corte 1 (kg); RP2: Rendimiento por planta del corte 2 (kg); RTP: Rendimiento total por planta (kg); P10F1: Peso de 10 frutos del corte 1 (g); DMSH: Diferencia Mínima Significativa Honesta.

**Cuadro 6.** Comparación de medias del primer ciclo de cinco variables medidas en 24 poblaciones de tomate de cáscara (*Physalis* spp.) de acuerdo al comportamiento en presencia de *Fusarium oxysporum*.

Población	P10F2	PP10F	VOL	DEN	ABCPE
5 (82 BNGEN)	53.8 hij	42.3 jk	17.50 hi	2.19 a	1123.3 ab
11 (173 BNGEN)	159.5 efgh	172.8 fhgi	175.00 fghi	1.07 a	884.5 ab
12 (JAL 103)	163.5 efgh	270.3 def	362.50 cdef	1.06 a	1475.8 a
14 (184 BNGEN)	124.0 fghij	167.6 ghi	187.50 efghi	1.14 a	959.5 ab
15 (128 BNGEN)	151.3 fghi	170.5 fghi	171.25 fghi	1.12 a	1176.8 ab
18 (32 BNGEN)	82.0 ghij	93.4 ijk	87.50 ghi	1.64 a	1031.0 ab
26 (48 BNGEN)	19.7 j	23.4 k	12.33 i	2.42 a	1131.3 ab
35 (170 BNGEN)	130.3 fghij	191.6 efghi	225.00 defghi	1.16 a	1255.0 ab
39 (Verde L)	35.8 ij	38.7 jk	33.33 hi	1.35 a	1203.8 ab
55 (148 BNGEN)	163.8 efgh	193.6 efghi	203.75 efghi	1.10 a	1062.8 ab
57 (156 BNGEN)	112.5 fghij	131.6 hij	110.00 ghi	1.39 a	949.8 ab
64 (147 BNGEN)	190.3 cdefg	287.8 de	368.75 cdef	1.04 a	1556.5 a
66 (Verde 01)	153.0 fghi	169.9 ghi	150.00 fghi	1.60 a	1106.5 ab
87 (181 BNGEN)	187.0 defg	239.0 efg	293.33 cdefg	1.00 a	1478.3 a
106 (209 BNGEN)	172.5 defg	200.4 efgh	193.75 efghi	1.62 a	1175.0 ab
133 (JAL 01)	23.6 j	22.4 k	13.00 i	1.70 a	507.2 b
172 (167 BNGEN)	210.0 cdef	224.0 efgh	250.00 defgh	0.95 a	914.5 ab
203 (Población 3)	276.8 bcde	360.5 cd	443.75 abcd	1.00 a	1327.0 ab
204 (Puebla SM3)	444.5 a	496.1 ab	527.50 abc	1.05 a	913.0 ab
202 (Morado SM)	155.3 fgh	198.0 efgh	233.75 defghi	1.03 a	940.0 ab
200 (Diamante)	283.8 bcd	424.4 bc	418.75 bcde	2.28 a	1380.3 ab
201 (Manzano)	305.8 bc	476.6 ab	662.50 a	0.99 a	1353.8 ab
205 (Tecozautla 04)	436.3 a	561.1 a	662.50 a	1.04 a	881.5 ab
31 (Gema)	364.5 ab	549.4 a	627.50 ab	1.18 a	1004.5 ab
<b>DMSH</b>	117.3	0.4	235.55	2.03	883.3

Medias con la misma letra dentro de columnas son iguales (Tukey, P=0.05); P10F2: Peso de 10 frutos del corte 2 (g); PP10F: Peso promedio de 10 frutos (g); VOL: Volumen (ml); DEN: Densidad de 10 frutos (g/cm<sup>3</sup>); ABCPE: Área bajo la curva del progreso de la enfermedad; DMSH: Diferencia Mínima Significativa Honesta.

#### **4.3.4. Prueba de comparación de medias del segundo ciclo de cultivo**

##### **4.3.4.1. Altura de planta**

En el segundo ciclo de cultivo la accesión 18 (32 BNGEN) y la variedad 204 (Puebla SM3) presentaron la mayor altura. En contraste, la accesión 133 (JAL 01) mostró la menor altura (Cuadro 7).

Como se puede observar en el primer ciclo de evaluación (Cuadro 5), un mayor número de poblaciones resultaron estadísticamente sobresalientes en altura en comparación con el segundo ciclo de evaluación (Cuadro 7), en el cual la mayoría de poblaciones homogenizó su altura.

Se deduce que las condiciones del segundo ciclo de cultivo fueron más favorables para el desarrollo de *F. oxysporum*. Esto implicó un ataque más intenso, que impidió la plena expresión en el comportamiento agronómico de las poblaciones evaluadas.

**Cuadro 7.** Comparación de medias del segundo ciclo de dos variables medidas en 24 poblaciones de tomate de cáscara (*Physalis* spp.) de acuerdo al comportamiento en presencia de *Fusarium oxysporum*.

Población	AP	ABCPE
5 (82 BNGEN)	15.3 abc	1802.0 bcde
11 (173 BNGEN)	13.7 bc	2062.0 abc
12 (JAL 103)	15.2 abc	2030.5 abc
14 (184 BNGEN)	14.5 abc	1760.5 bcde
15 (128 BNGEN)	11.8 bc	1974.5 abcd
18 (32 BNGEN)	21.0 a	1402.5 def
26 (48 BNGEN)	14.2 abc	1532.0 bcdef
35 (170 BNGEN)	13.8 bc	1678.8 bcdef
39 (Verde L)	16.3 abc	1749.5 bcdef
55 (148 BNGEN)	17.0 abc	1848.8 bcd
57 (156 BNGEN)	16.4 abc	1388.3 def
64 (147 BNGEN)	14.4 abc	2119.0 ab
66 (Verde 01)	16.1 abc	1138.5 f
87 (181 BNGEN)	14.1 abc	1899.8 abcd
106 (209 BNGEN)	12.4 bc	1796.5 bcde
133 (JAL 01)	10.7 c	1501.5 cdef
172 (167 BNGEN)	12.1 bc	1616.5 bcdef
203 (Población 3)	15.4 abc	2470.8 a
204 (Puebla SM3)	20.8 a	1798.5 bcde
202 (Morado SM)	12.0 bc	1800.0 bcde
200 (Diamante)	14.7 abc	1952.0 abcd
201 (Manzano)	17.6 ab	1601.5 bcdef
205 (Tecoautla 04)	18.1 ab	1228.5 ef
31 (Gema)	16.0 abc	1809.5 bcde
<b>DMSH</b>	6.9	613.5

Medias con la misma letra dentro de columnas son iguales (Tukey, P=0.05); AP: Altura de la planta (cm); ABCPE: Área bajo la curva del progreso de la enfermedad; DMSH: Diferencia Mínima Significativa Honesta

#### **4.3.4.2. Área bajo la curva del progreso de la enfermedad (ABCPE)**

Para el segundo ciclo de evaluación la accesión 66 (Verde 01) mostró el mayor índice de tolerancia ante el patógeno. De las variedades mejoradas, las que sobresalieron por su tolerancia fueron 205 (Tecozautla 04) y 201 (Manzano). En contraste, las accesiones 12 (JAL 103) 11 (173 BNGEN), 15 (128 BNGEN), 64 (147 BNGEN) y 87 (181 BNGEN), y las variedades 200 (Diamante) y 203 (Población 3) fueron las más susceptibles.

Aun cuando los diferentes hábitats de origen de cada una de las accesiones evaluadas han dado como resultado diferencias en el comportamiento fisiológico de las plantas ante *F. oxysporum*, estas solo fueron observadas durante el primer ciclo de evaluación debido a que en el segundo ciclo hubo alta incidencia de la enfermedad.

El desempeño agronómico de cada población es diferente ante la presencia de patógenos como en este caso ante *F. oxysporum*, esto debido a que sus nichos ecológicos de origen son contrastantes, y tienen diferente capacidad de adaptarse a sus entornos locales.

#### **4.4. CONCLUSIONES**

La accesión 12 (JAL 103) tuvo el mejor desempeño agronómico en todas las variables de rendimiento la 64 (147 BNGEN), consiguió el mejor tamaño de fruto, pero no el mejor rendimiento. Sin embargo, ambas accesiones son las más susceptibles a *Fusarium oxysporum*.

Las accesiones 133 (JAL 01) y 66 (Verde 01) presentaron mayor tolerancia al hongo, pero su desempeño agronómico no es el idóneo para fines de producción.

Las variedades de mayor rendimiento y tamaño de fruto fueron 205 (Tecozautla 04), 201 (Manzano) y 31 (Gema), aunque solo 205 (Tecozautla 04) destacó por su tolerancia a *Fusarium oxysporum*.

#### 4.5. BIBLIOGRAFÍA

- Gordon, T. R. and Martyn, R. D. (1997). The evolutionary biology of *Fusarium oxysporum*. *Annual Review of Phytopathology*, 35(1), 111-128, doi:doi:10.1146/annurev.phyto.35.1.111.
- Apodaca, S. M. A., Barreras, S. M. A., Cortez, M. E. y Quintero, B. J. A. (2008). Enfermedades del Tomate de Cáscara en Sinaloa. INIFAP-CIRNO. Campo Experimental Valle del Fuerte. Folleto Técnico No. 31. Los Mochis, Sinaloa, México. 33 p.
- Brar, D. S. (2005). Broadening the gene pool of rice through introgression from wild species, en K. Toriyama, K. L. Heong y B. Hardy (eds) *Rice is Life: Scientific Perspectives for the 21st Century*. Memorias de la Conferencia Internacional de Investigación en Arroz, Realizada en Tokio y Tsukuba, Japón, 4 a 7 de noviembre 2004, pp157–160, International Rice Research Institute. Los Baños, Filipinas, y Japan International Research Center for Agricultural Sciences, Tsukuba, Japón
- Beckman, C. H. (1987). The nature of wilt diseases. St Paul, Minnesota: APS Press, p 175.
- Campbell, C. L. and Madden, L. V. (1990). Introduction to plant disease epidemiology. Wiley-Interscience. New York, NY, USA. 532 p.
- Dwivedi, S. L., Upadhyaya, H. D. Stalker, H. T., Blair, M. W., Bertioli, D. J., Nielen, S. y Ortiz, R. (2008). Enhancing crop gene pools with beneficial traits using wild relatives', *Plant Breeding Reviews*, vol 30, pp180–230
- Garibaldi, A., Gilardi, G. and Gullino, M. L. (2004). Varietal resistance of lettuce to *Fusarium oxysporum* f. sp. *lactucae*. *Crop Protection*, 23, 845–851.
- García, E. 1988. Modificaciones al sistema de clasificación climática de Köpen (para adaptarlo a la República Mexicana). 4a Edición. Universidad Autónoma de México. México, D. F. 130 p.
- Huang, B., Xu, Y., Wu, Y., Zhang, S. and Chen, X. (2008). Effect of root exudates of different resistant varieties of cucumber on fusarium wilt and preliminary studies on their resistance mechanism. *Frontiers of Agriculture in China*, 2, 61–65.
- Malik, R., Brown, G. G. L., Smith, C. M., Harvey, T. L. y Gill, B. S. (2003). Genetic mapping of wheat curl mite resistance genes in common wheat, *Crop Science*, vol 43, pp644–650.

- Miranda, A. E., Peña, L. A., Magaña, L. N., Pérez, G. M., y Leyva, M. S. (2015). Estudio de la secadera en tomate de cáscara (*Physalis ixocarpa* Brot. ex Horm.), pp-10-28.
- Pera, J. and Calvet, C. (1989). Suppression of *Fusarium* wilt of carnation in a composted pine bark and a composted olive pumice. *Plant Disease*, 73,
- Peña, L. A., Magaña, L. N., Montes, H. S., Sánchez, M. J., Santiaguillo, H. J. F., Grimaldo, J. O., Contreras, R. A. (2011). Manual gráfico para la descripción varietal de tomate de cáscara (*Physalis ixocarpa* Brot. ex Horm.). SNICS-SAGARPA, Universidad Autónoma Chapingo. Chapingo, Estado de México, México. 87 p.
- Szczech, M., Rondomański, W, Brzeski M.W., Smolińska, U. and Kotowski J., F. (1993). Suppressive Effect of a Commercial Earthworm Compost on some Root Infecting Pathogens of Cabbage and Tomato. *Biological Agriculture & Horticulture*, 10, 47–52.
- Sánchez, M. J., Peña, L. A. (2015). Variedades de uso común; un breve mirar a la riqueza mexicana. Volumen II tomate de cáscara. Servicio Nacional de Inspección y Certificación de Semillas. SAGARPA. México, D.F. 45 p
- Farrera, P., R. y Escalante, O. M. (2004). Epidemiología del tizón tardío (*Phytophthora infestans* Mont de Bary) de la papa en zonas productoras del Estado Táchira, Venezuela. *Bioagro*, ISSN 1316-3361, Vol. 16, N°. 1, 2004, pags. 47-54.
- Tuxtla, A. Ma. M., Lozoya, S. H., Peña, L. A., Leyva, M. S. (2016). Evaluación de germoplasma de tomate de cascara para resistencia a virosis, pp 27-30.

## APÉNDICE

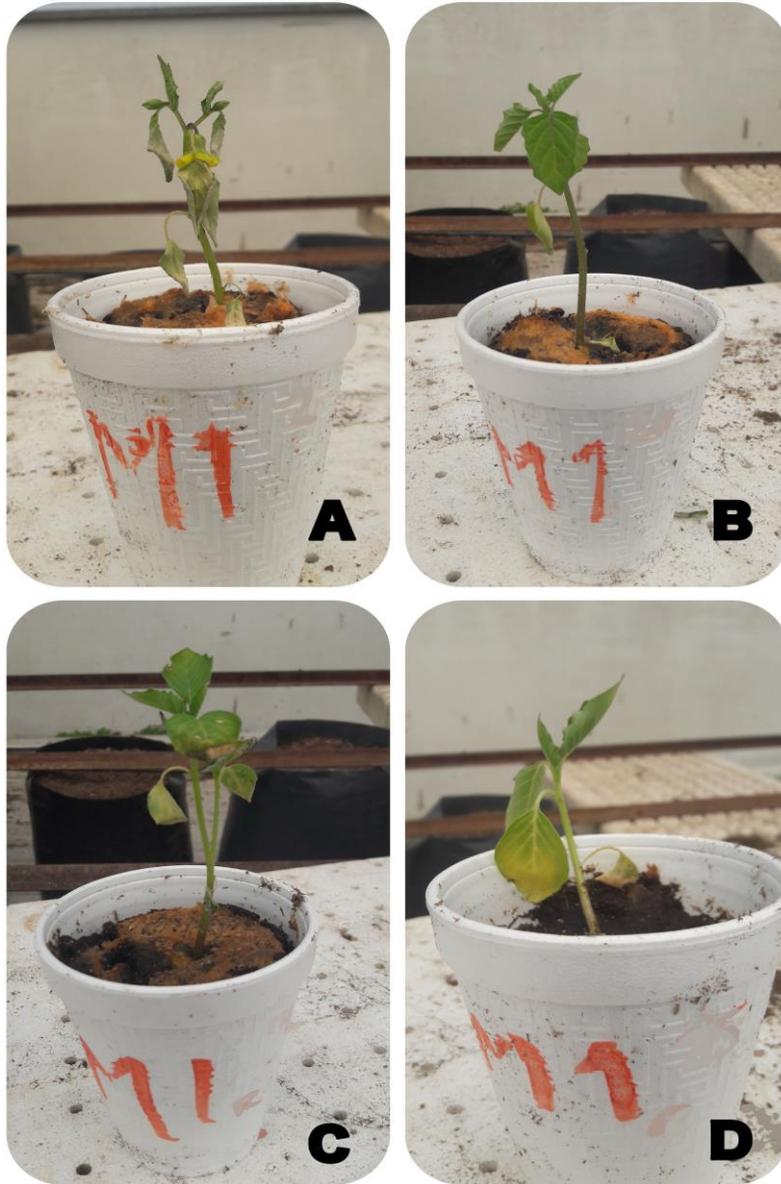


Figura A1. Síntomas de plantas dos días posteriores a la inoculación con *Fusarium sambucinum*. A) 11 (173 BNGEN). B) 203 (Población 3). C) 66 (VERDE 01). D) Variedad 205 (Tecoautla 04).



Figura A2. Síntomas de plantas dos días posteriores a la inoculación con *Fusarium equiseti*. A) 11 (173 BNGEN). B) 203 (Población 3). C) 66 (VERDE 01). D) Variedad 205 (Tecozautila 04).



Figura A3. Síntomas de plantas dos días posteriores a la inoculación con *Fusarium venenatum*. A) 11 (173 BNGEN). B) 203 (Población 3). C) 66 (VERDE 01). D) Variedad 205 (Tecozautla 04).

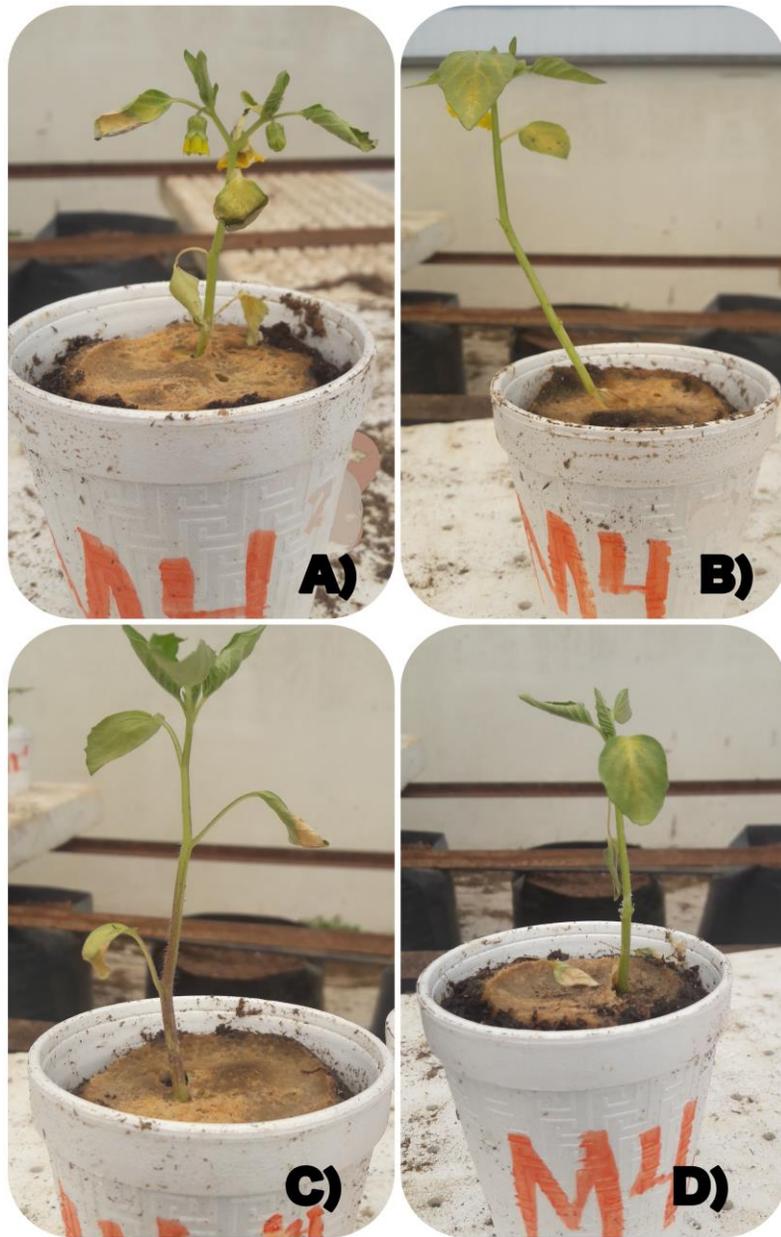


Figura A4. Síntomas de plantas dos días posteriores a la inoculación con *Fusarium oxysporum*. A) 11 (173 BNGEN). B) 203 (Población 3). C) 66 (VERDE 01). D) Variedad 205 (Tecozautila 04).

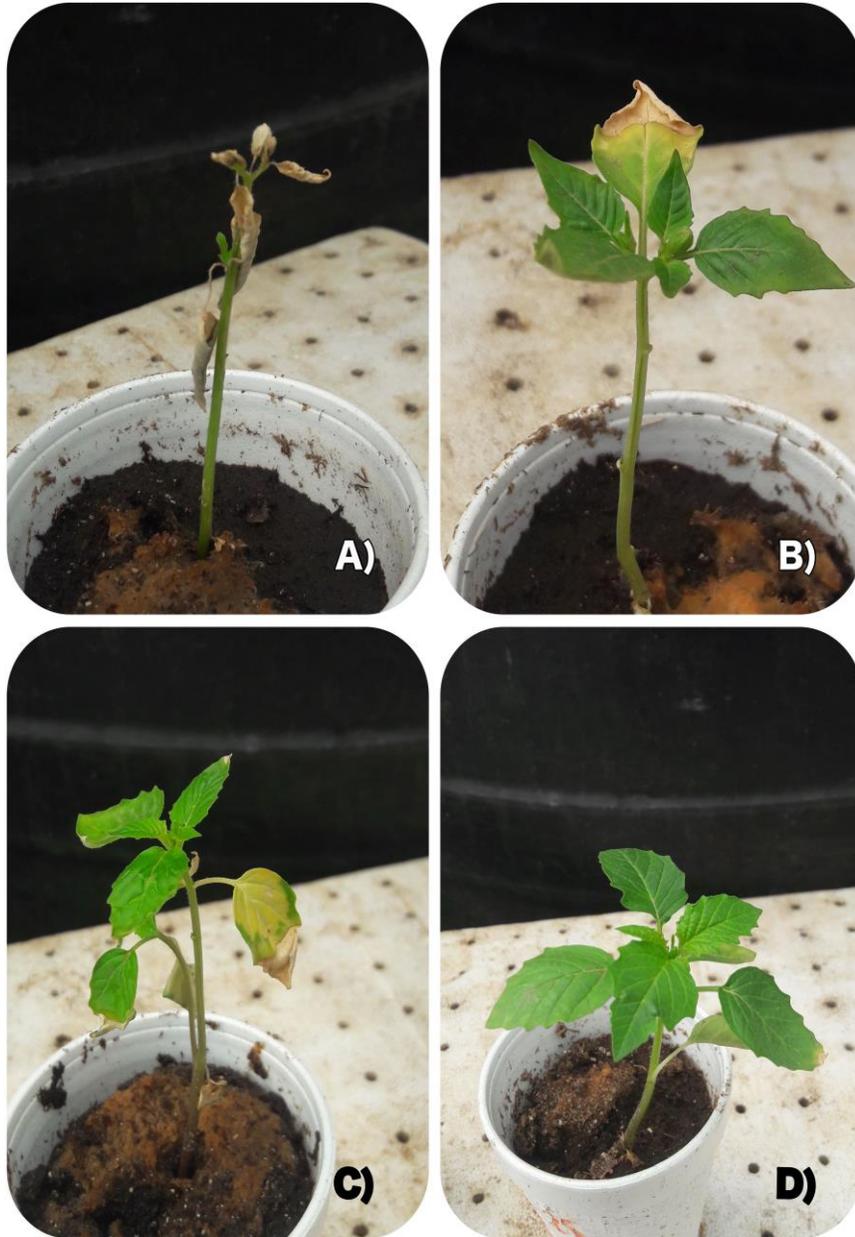


Figura A5. Síntomas de plantas de 14 días posteriores a la inoculación con *Fusarium sambucinum*. A) 11 (173 BNGEN). B) 203 (Población 3). C) 66 (VERDE 01). D) Variedad 205 (Tecozautila 04).

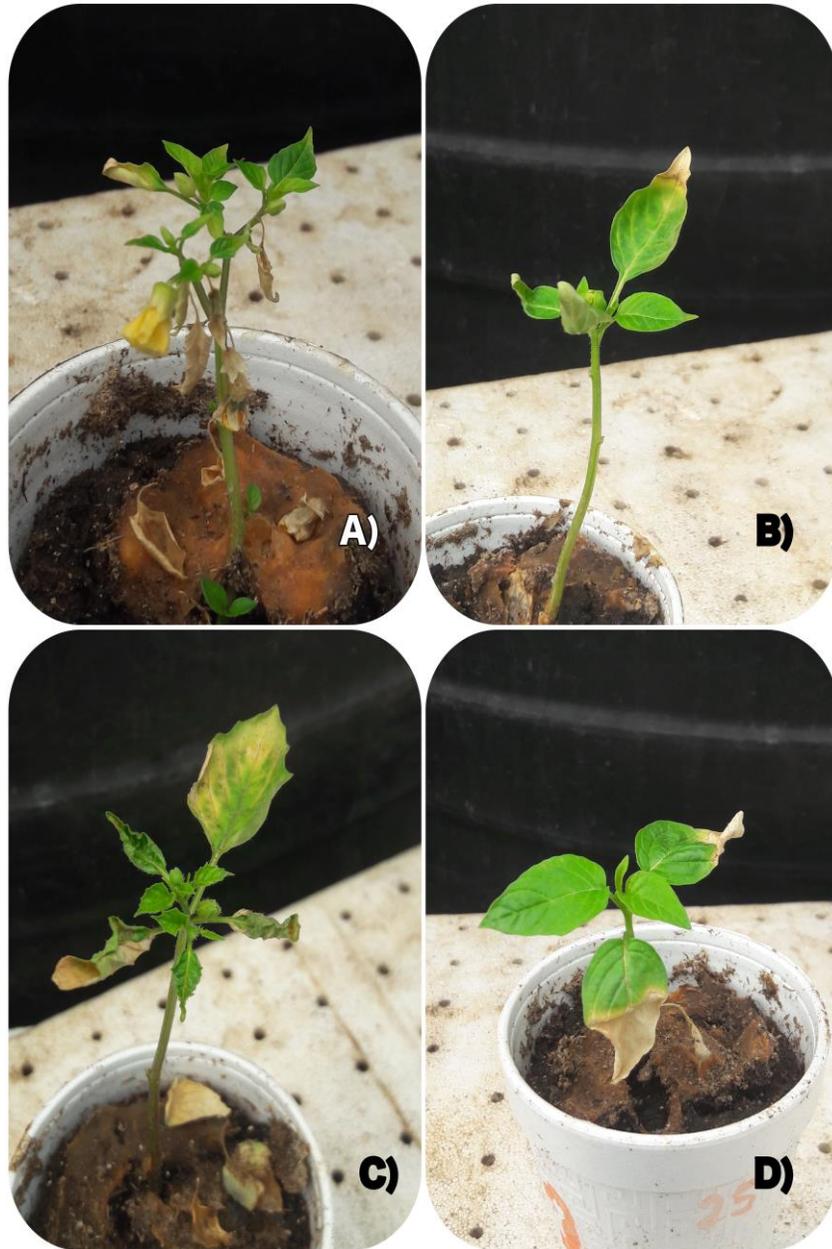


Figura A6. Síntomas de plantas 14 días posteriores a la inoculación con *Fusarium equiseti*. A) 11 (173 BNGEN). B) 203 (Población 3). C) 66 (VERDE 01). D) Variedad 205 (Tecozautla).



Figura A7. Síntomas de plantas 14 días posteriores a la inoculación con *Fusarium venenatum*. A) 11 (173 BNGEN). B) 203 (Población 3). C) 66 (VERDE 01). D) Variedad 205 (Tecozautila 04).



Figura A8. Síntomas de plantas 14 días posteriores a la inoculación con *Fusarium oxysporum*. A) 11 (173 BNGEN). B) 203 (Población 3). C) 66 (VERDE 01). D) Variedad 205 (Tecozautla 04).



Figura A9. Plantas testigo 14 días posteriores a la inoculación. A) 11 (173 BNGEN). B) 203 (Población 3). C) 66 (VERDE 01). D) 205 (Variedad Tecozautla 04).