



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA CHAPINGO

DEPARTAMENTO DE PARASITOLOGÍA AGRÍCOLA



MAESTRÍA EN CIENCIAS EN PROTECCIÓN VEGETAL

**“ETIOLOGÍA DE LA MARCHITEZ DE CHILE EN TEHUITZINGO,
PUEBLA Y EVALUACIÓN DEL ANTAGONISMO DE *Trichoderma*
spp.”**

TESIS

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

MAESTRO EN CIENCIAS EN PROTECCIÓN VEGETAL

**PRESENTA:
JOSUE NATAN TORNES OLMEDO**

**BAJO LA SUPERVISIÓN DE:
Dra. ERNESTINA VALADEZ MOCTEZUMA**



Chapingo, Estado de México, a junio de 2026



**“ETIOLOGÍA DE LA MARCHITEZ DE CHILE EN TEHUITZINGO, PUEBLA Y
EVALUACIÓN DEL ANTAGONISMO DE *Trichoderma* spp.”**

Tesis realizada por el **C. JOSUE NATAN TORNES OLMEDO** 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 PROTECCIÓN VEGETAL

DIRECTORA:

Dra. ERNESTINA VALADEZ MOCTEZUMA

ASESOR:

Dr. HÉCTOR LOZOYA SALDAÑA

ASESORA:

M. en B. DORIS JUDITH LUNA ESCALONA

CONTENIDO

CONTENIDO	ii
LISTA DE CUADROS	v
LISTA DE FIGURAS	vi
DEDICATORIA	ix
AGRADECIMIENTOS	x
DATOS BIOGRÁFICOS	xi
ABSTRACT	xiii
1. INTRODUCCIÓN GENERAL	1
2. REVISIÓN DE LITERATURA	4
2.1. SOBRE EL CULTIVO	4
2.1.1. Historia, origen y variabilidad	4
2.1.2. Taxonomía	6
2.1.3. Morfología	6
2.1.4. Requerimientos edafoclimáticos	8
2.1.5. Necesidades hídricas y nutricionales	10
2.1.6. Usos de la planta	13
2.1.7. Datos estadísticos de producción mundial y nacional	14
2.2. SOBRE LA ENFERMEDAD	17
2.2.1. Importancia de la enfermedad	17
2.2.2. Sintomatología	18
2.2.3. Epidemiología y ciclo de infección	18
2.2.4. Estrategias utilizadas para manejo de la enfermedad	23
2.2.6. Literatura citada	29

3. GÉNEROS DE HONGOS FITOPATÓGENOS ASOCIADOS A LA MARCHITEZ DEL CHILE (<i>Capsicum annuum</i> L.) EN TEHUITZINGO, PUEBLA, MÉXICO	42
RESUMEN	42
3.1. INTRODUCCIÓN	42
3.1. MATERIALES Y MÉTODOS	44
3.1.1. Material vegetal	44
3.1.2. Aislamiento de hongos	44
3.1.3. Identificación morfológica	44
3.1.4. Identificación molecular	45
3.1.5. Filogenia	46
3.1.6. Pruebas de patogenicidad	47
3.3. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	47
3.3.1. Aislamiento e identificación taxonómica de fitopatógenos identificados	47
3.3.2. Identificación molecular	53
3.3.3. Patogenicidad de aislados	55
3.4. CONCLUSIONES	60
3.5. AGRADECIMIENTOS	60
3.6. LITERATURA CITADA	60
4. CARACTERIZACIÓN DEL ANTAGONISMO <i>in vitro</i> DE <i>Trichoderma</i> spp. SOBRE ESPECIES DE HONGOS ASOCIADOS A LA MARCHITEZ DEL CHILE.	68
RESUMEN	68
4.1. INTRODUCCIÓN	68
4.2. MATERIALES Y MÉTODOS	70
4.2.1. Obtención de cepas patógenas	70
4.2.2. Obtención de cepas antagónicas de <i>Trichoderma</i>	70

4.2.3. Diseño experimental	71
4.2.4. Establecimiento del experimento	72
4.3. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	72
4.3.1. Inhibición del crecimiento de los patógenos	73
4.3.2. Comportamiento de las tasas de crecimiento	75
4.4. CONCLUSIONES	78
4.5. AGRADECIMIENTOS	78
4.6. LITERATURA CITADA	78

LISTA DE CUADROS

Cuadro 2. Principales países productores de chiles para el año 2023. (A) Principales países productores de chiles verdes. (B) principales países productores de chiles secos. Realizada por el autor con datos de la FAO (FAO, s.f.).	15
---	----

LISTA DE FIGURAS

Figura 1. Variabilidad presente en frutos de algunas accesiones de <i>Capsicum</i> . Nótese las diferencias en forma, color, y tamaño. a) jalapeño; b) poblano; c) manzano; d) pimienta; e) güero, f) habanero, g) serrano. Imagen elaborada por el autor.....	5
Figura 2. Esquema de una planta de chile (<i>C. annum</i>) donde se observan los órganos principales de la planta. Creado en Gemini (https://gemini.google.com/).	8
Figura 3. Mapa de producción nacional de chile verde en México. Mapa realizado por el autor con datos del DGSIA (DGSIA, s.f.).	16
Figura 4. Mapa de producción estatal de chile verde de los principales municipios productores del estado de Puebla. Mapa elaborado por el autor a partir de datos estadísticos del DGSIA (DGSIA, s.f.)	17
Figura 5. Representación general de un ciclo de infección de la enfermedad de marchitez en plantas de chile. Esquema elaborado por el autor en BioRender (https://BioRender.com).	19
Figura 6. Ciclo de infección general de organismos oomicetos (<i>Phytophthora</i> y <i>Pythium</i>) en plantas de chile. Esquema elaborado por el autor en BioRender (https://BioRender.com).	20
Figura 7. Ciclo infectivo de <i>Fusarium</i> sp. (Jangir et al., 2021).	21
Figura 8. Ciclo de infección de <i>Sclerotium</i> (<i>Agroathelia</i>) <i>rolfsii</i> . Esquema elaborado por el autor en BioRender (https://BioRender.com).	23
Figura 9. Morfología asociada al género <i>Fusarium</i> sp. encontrado. A y B: Crecimiento micelial del hongo en caja Petri con medio PDA, A: anverso; B: reverso; C: Macroconidios; D: Microconidios; E: Clamidosporas. Imagen elaborada por el autor.....	48

Figura 10. Morfología general de una cepa de <i>Agroathelia</i> sp. identificada en este estudio. A y B: Crecimiento en medio PDA, A: anverso; B: reverso; C: Micelio observado a microscopio. Imagen elaborada por el autor.	49
Figura 11. Crecimiento de colonia y estructuras de <i>Macrophomina</i> . A y B: Crecimiento del hongo en medio PDA, con vista de anversos y reverso respectivamente; C: Microesclerocios observados típicos de <i>Macrophomina phaseolina</i> . Imagen elaborada por el autor.....	51
Figura 12. Revisión morfológica de cepas de <i>Curvularia</i> sp. A y B: Crecimiento micelial de la colonia en medio de cultivo PDA en vista de anverso y reverso respectivamente. C: Conidios típicos de <i>Curvularia lunata</i> . observados en microscopio. Imagen elaborada por el autor.....	52
Figura 13. Estructura de crecimiento de <i>Paramyrothecium</i> sp. A y B: vista anverso y reverso respectivamente del crecimiento micelial del hongo en medio de cultivo PDA; C: Micelio del hongo observado en microscopio.	53
Figura 14. Árbol filogenético construido a partir de secuencias ITS para la identificación de géneros y especies encontradas dentro de las secuencias identificadas. En cursiva se encuentran todas las secuencias de referencia utilizadas. En negritas se encuentran las secuencias de los hongos aislados en este estudio. Se ilustran los números de Bootstrap que son significativos en sus respectivas ramificaciones. Imagen elaborada por el autor.	54
Figura 15. Árbol filogenético construido a partir de secuencias TEF para la identificación de especies dentro del género <i>Fusarium</i> . En cursiva se encuentran todas las secuencias de referencia utilizadas. En negritas se encuentran las secuencias de los hongos aislados en este estudio. Se ilustran los números de Bootstrap que son significativos en sus respectivas ramificaciones. Imagen elaborada por el autor.....	55
Figura 16. Pruebas de patogenicidad general en plantas de Chile. A: Testigo; B: Tratamiento con <i>Fusarium</i> ; C: Tratamiento con <i>Agroathelia</i> , D: Tratamiento con	

Macrophomina; E: Tratamiento con <i>Curvularia</i> ; F: Tratamiento con <i>Paramyrothecium</i> . Imagen elaborada por el autor.	56
Figura 17. Confrontaciones en placa Petri con medio PDA de los hongos asociados con la enfermedad de marchitez y <i>Trichoderma</i> sp. como hongo antagonista. T. har: <i>Trichoderma harzianum</i> ; T. asp: <i>Trichoderma asperellum</i> ; T. vir: <i>Trichoderma virens</i> . Obsérvese en las placas del lado izquierdo el crecimiento de los antagonistas y del lado derecho el crecimiento de los patógenos. Imagen elaborada por el autor.	73
Figura 18. Curvas de regresión lineal de los distintos hongos en crecimiento individual (Controles), utilizados para las pruebas de antagonismo. AgroCon: control de <i>Agroathelia</i> ; AspCon: control de T. <i>asperellum</i> ; FusCon: control de <i>Fusarium</i> ; HarCon: control de T. <i>harzianum</i> ; PhyCon: control de <i>Phytophthora</i> ; RhiCon: control de <i>Rhizoctonia</i> ; VirCon: control de T. <i>virens</i> . Se muestran las tasas de crecimiento (TC) y las agrupaciones de las comparaciones de estas. Imagen elaborada por el autor.	76
Figura 19. Gráficas de regresión lineal de para cada uno de los patógenos con y sin tratamiento de <i>Trichoderma</i> . A: gráficas de regresión para <i>Agroathelia rolfsii</i> ; B: gráficas de regresión para <i>Fusarium nirenbergiae</i> ; C: Gráficas de regresión para <i>Phytophthora capsici</i> ; D: gráficas de regresión para <i>Rhizoctonia solani</i> . Se muestran también las tasas de crecimiento (TC) para cada uno de los tratamientos y las agrupaciones de su comparación estadística. Imagen elaborada por el autor.	77

DEDICATORIA

A mis padres: Emedel Tornos Riso y Justina Olmedo Ordoñez.

Quienes con su amor, paciencia y sacrificio han sido el pilar de mi vida.
Gracias por creer en mí, incluso en los momentos en los que yo mismo dudaba.
Este logro es tan suyo como mío.

AGRADECIMIENTOS

A la Secretaría de Ciencia, Humanidades, Tecnología e Innovación (SECIHTI) por la beca proporcionada en la estadía en este posgrado.

A la Universidad Autónoma Chapingo por darme la oportunidad de obtener este grado de estudios dentro de sus aulas.

Al laboratorio de biología molecular por darme las herramientas para poder llevar a cabo esta investigación,

A la Dra. Ernestina Valadez Moctezuma por transmitirme los conocimientos necesarios y por guiarme en este camino.

A Lolita Luna Almanza por ser el apoyo práctico y emocional necesario para sobrellevar la experimentación en laboratorio.

A mis compañeros de la Generación 66, gracias por su apoyo académico y emocional, principalmente a Pau.

DATOS BIOGRÁFICOS



Datos Personales

Nombre: Josue Natan Tornos Olmedo

Fecha de Nacimiento: 27 de abril del 2000

Lugar de Nacimiento: Santiago Pinotepa Nacional, Oaxaca, México.

No. Cartilla Militar:

CURP: TOOJ000427HOCRLSA9

Profesión: Agrónomo

Cédula Profesional: 13730708

Desarrollo académico:

Bachillerato: Preparatoria Agrícola Chapingo (2015-2018)

Licenciatura: Agronomía en Horticultura Protegida, Universidad Autónoma Chapingo (2018-2022).

RESUMEN GENERAL

¹ETIOLOGÍA DE LA MARCHITEZ DE CHILE EN TEHUITZINGO, PUEBLA Y EVALUACIÓN DEL ANTAGONISMO DE *Trichoderma* spp.

El chile (*Capsicum annuum* L.) es una planta de valor socioeconómico y cultural para México. Las enfermedades de raíz presentan pérdidas económicas en este cultivo, es causada por diferentes hongos fitopatógenos. En los últimos años, el uso de antagonistas se ha utilizado como una alternativa ecológica en el manejo de enfermedades, principalmente en la raíz. El objetivo fue identificar hongos fitopatógenos aislados de plantas con marchitez de chile, asociarlos con la enfermedad y comprobar el antagonismo de *Trichoderma* sp. con especies de este complejo de patógenos. Se recolectaron plantas de chile de la variedad jalapeño con síntomas de marchitez de la zona de Tehuitzingo, Puebla, México. Se aislaron y purificaron hongos a partir de raíces de plantas enfermas. Posteriormente se extrajo el DNA y con PCR se amplificaron los fragmentos ITS y TEF-1 α , los cuales se secuenciaron mediante tecnología Sanger. Por otro lado, se realizaron las confrontaciones duales con 3 especies de *Trichoderma* sobre 4 aislados de hongos de interés en condiciones controladas. Se identificaron por filogenia 9 especies de hongos, 5 pertenecen al género *Fusarium* (*F. oxysporum*, *F. nirenbergiae*, *F. curvatum*, *F. annulatum* y *F. falciforme*) y *Agroathelia rolfsii*, *Macrophomina phaseolina*, *Curvularia lunata* y *Paramyrothecium roridum*. Las pruebas de patogenicidad sugieren que los hongos de *Fusarium*, así como *A. rolfsii* son las principales especies asociadas a esta enfermedad en chile. Se obtuvieron porcentajes de inhibición del crecimiento radial superiores al 58% en la mayoría de los tratamientos, siendo *Trichoderma virens* el mejor tratamiento, con 80.15% de Inhibición promedio.

Este estudio permitió caracterizar el comportamiento de las comunidades del microbioma del suelo asociadas a la marchitez del chile en las zonas muestreadas, de tal forma que las estrategias de manejo pueden ser encaminadas a conservar el equilibrio en un punto que no resulte perjudicial al productor ni al medio ambiente.

Palabras clave: Pudrición, Raíces, *Capsicum*, Microbioma, Control biológico.

ABSTRACT

Rot root chilli etiology in Tehuiztingo, Puebla and *Trichoderma* spp. antagonism evaluation²

Chilli (*Capsicum annuum* L.) is a plant of socioeconomic and cultural importance in Mexico. Root diseases result in economic losses in this crop and are caused by different fungal pathogens. In recent years, antagonistic microorganisms have been used as an ecological alternative for disease management, particularly for root diseases. The objective of this study was to identify fungal pathogens isolated from wilted chili plants, associated with this disease and to evaluate the antagonistic activity of *Trichoderma* spp. against species belonging to this pathogen complex. Rot-affected Jalapeño chili plants were collected in the Tehuiztingo area, Puebla, Mexico. Fungal pathogens were isolated and purified from rotted roots of infected plants. Subsequently, DNA was extracted, and fragments of the ITS and TEF-1 α regions were amplified by PCR and sequenced using Sanger technology. On the other hand, a dual culture assay was conducted with three *Trichoderma* species, and four pathogens isolates of interest under controlled conditions. Phylogeny analysis identified nine fungal species, five of them belonged to the genus *Fusarium* (*F. oxysporum*, *F. nirenbergiae*, *F. curvatum*, *F. annulatum* and *F. falciforme*) while the remaining species were *Agroathelia rolfsii*, *Macrophomina phaseolina*, *Curvularia lunata* and *Paramyrothecium roridum*. The pathogenicity test revealed that these *Fusarium* species and *A. rolfsii* were the principal species associated with this chili disease. The percentage of radial growth inhibition was 58% in most treatments, while *Trichoderma virens* showed the highest inhibition, reaching 80.15%.

This study contributes to the characterization of soil microbiome communities associated with chili wilt in the sampled areas, allowing management strategies to be directed toward maintaining a balance that is not detrimental to producers or the environment.

Keywords: Rot, Roots, Capsicum, Microbiome, Biological control.

1. INTRODUCCIÓN GENERAL

El cultivo del chile (*Capsicum annuum* L.) posee una relevancia estratégica tanto a nivel nacional como internacional (Ibarra-Torres et al., 2014), siendo México reconocido como su principal centro de origen y diversificación genética (García et al., 2016). Aunque se han identificado 25 especies distribuidas globalmente, la producción se concentra en cinco especies principales: *C. annuum*, *C. chinense*, *C. frutescens*, *C. pubescens* y *C. baccatum* (Aguilar-Rincón et al., 2010; Del C López-Castilla et al., 2019; Ornelas-Ramírez et al., 2020). Más allá de su valor agronómico, esta planta es un pilar fundamental de la gastronomía, particularmente en la cocina tradicional mexicana (Aguilar-Meléndez et al., 2021; Díaz et al., 2022).

De acuerdo con cifras de la [FAO](#) (s.f.), la producción mundial de chile en 2023 superó los 38 millones de toneladas en fresco y alcanzó casi 6 millones de toneladas en seco. China lidera la producción global, seguida por México, que se consolida como un referente estratégico con un volumen aproximado de 3.2 a 3.6 millones de toneladas. A nivel nacional, el [Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera](#) (SIAP, 2024) reportó una producción de 3,220,428.46 toneladas, destacando a Sinaloa como el principal estado productor (753,783.89 t), seguido por Chihuahua (677,358.70 t) y Zacatecas (441,261.04 t). Por su parte, Puebla ocupa la decimocuarta posición con 22,120.62 toneladas, siendo Cuautempan su municipio con mayor rendimiento al registrar 1,805.95 toneladas; en contraste, para la zona de Tehuiztzingo no existen registros estadísticos oficiales en la base de la DGSIAP (s.f.).

La marchitez del chile es una de las enfermedades agrícolas más devastadoras, ocasionando severas pérdidas económicas si no se gestiona oportunamente. Este padecimiento se atribuye a un complejo de fitopatógenos del suelo que incluye géneros como *Phytophthora capsici*, *Fusarium* sp., *Rhizoctonia solani*, *Pythium* sp., *Sclerotium rolfsii*, *Verticillium* sp. y *Macrophomina* sp. (Bautista-Calles et al., 2010; Pérez-Acevedo et al., 2017; Vásquez-López et al., 2009). La

sintomatología varía según la región de cultivo, influenciada por la alta diversidad del microbioma local (Fang et al., 2021). Los signos característicos incluyen pudrición radicular y necrosis del sistema vascular, lo que deriva en amarillamientos, marchitez generalizada y finalmente, el colapso metabólico y la muerte de la planta (Reyes-Tena et al., 2019; Shaheen et al., 2021; Velarde-Félix et al., 2018)

La detección temprana de fitopatógenos representa un pilar fundamental en la sanidad vegetal. La identificación precisa del agente causal es indispensable para diseñar esquemas de manejo adecuados que permitan reducir o erradicar la proliferación del patógeno en campo, mitigando así mermas en la producción y pérdidas económicas (Crous et al., 2015). En la actualidad, las herramientas moleculares son determinantes para identificar especies de importancia fitosanitaria, optimizando el control de enfermedades de alto impacto económico como la marchitez del chile (Hariharan & Prasannath, 2021)

En el marco del manejo integrado de enfermedades, el uso de agroquímicos sigue siendo el método predominante para el control o erradicación de fitopatógenos (Doherty & Roberts, 2021; Farhaoui et al., 2023). Actualmente, se dispone de una amplia gama de moléculas diseñadas para interrumpir procesos metabólicos específicos en los patógenos (Nazir et al., 2022). No obstante, a pesar de su eficacia operativa, su uso intensivo genera una severa huella ambiental, derivando en problemas de resistencia, alteraciones químicas en los compartimentos ambientales (suelo, agua y aire) y riesgos a la salud humana y animal (Dhankhar & Kumar, 2023; Sim et al., 2022).

El control biológico ha cobrado una relevancia creciente en el marco del manejo integrado de enfermedades, impulsando investigaciones enfocadas en alternativas sostenibles para el manejo de fitopatógenos (Zhao et al., 2022). El empleo de agentes antagonistas permite un control eficiente mediante la competencia por recursos y espacio, reduciendo la dependencia de moléculas sintéticas. Esta estrategia busca mitigar el impacto ambiental y preservar la

integridad del microbioma del suelo, favoreciendo un entorno saludable para el desarrollo de la planta (Husseina et al., 2022).

Trichoderma sp. se considera como el agente antagónico por excelencia, debido al amplio rango de patógenos que puede controlar y los diversos mecanismos de acción con los que cuenta para hacerlo, además, de su actividad como inductor de crecimiento e inducción de la respuesta sistémica inducida en la planta, por lo que su uso e investigación es clave dentro del manejo biológico de las enfermedades con el fin de caracterizar su comportamiento contra múltiples patógenos en muchos cultivos de importancia económica (López-López et al., 2022; Yassin et al., 2022).

El objetivo principal de esta investigación consistió en identificar mediante secuenciación Sanger los diferentes hongos fitopatógenos aislados de plantas de chile con síntomas de marchitez, recolectadas en Tehuitzingo, Puebla, México; además de comprobar el nivel antagónico *in vitro* de cepas de *Trichoderma* sobre estos hongos fitopatógenos asociados a esta enfermedad.

2. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1. SOBRE EL CULTIVO

2.1.1. Historia, origen y variabilidad

El género *Capsicum* perteneciente a la familia *Solanaceae*, es uno de los principales cultivos hortícolas (Ibarra-Torres et al., 2014). En la actualidad este cultivo se encuentra en la región que abarca desde el sur de Estados Unidos, pasando por México, hasta Brasil y zonas centrales de Argentina; siendo México el que presenta la mayor diversidad de taxones (García et al., 2016). De este cultivo se reportan 25 especies que actualmente se distribuyen alrededor del mundo, entre ellas las principales especies cultivadas son *C. annuum*, *C. chinense*, *C. frutescens*, *C. pubescens* y *C. baccatum*; en México se cultivan variedades pertenecientes a las primeras cuatro especies, aunque también existen especies silvestres o semicultivadas y se consumen mayormente de forma regional (Aguilar-Rincón et al., 2010; Ibarra-Torres et al., 2014; Del C López Castilla et al., 2019; Ornelas-Ramírez et al., 2020).

Según datos filogenéticos las especies *C. annuum* y *C. chinense* comparten una mayor identidad génica, después se acerca *C. baccatum* y *C. pubescens*; el género que se encuentra más alejado es *C. frutescens* (García et al., 2022). De estas especies, *C. annuum* es la que presenta la mayor variabilidad de tamaños, colores y forma de los frutos (Figura 1), dando origen a una selección de chiles muy diversos (Aguilar-Meléndez et al., 2009; Ornelas-Ramírez et al., 2020). De acuerdo con su picor y forma de los frutos las variedades de *C. annuum* se clasifican comúnmente en picantes y dulces, en cualquiera de los casos los datos genómicos de estas variedades son de vital importancia para el resguardo génico de la variabilidad que presenta esta especie (Yun & Kim, 2023).

Su origen y diversificación se reconoce en Mesoamérica, a excepción de la especie *C. anomalum* (Viñals et al., 1996). Se menciona que el chile ha estado presente desde hace miles de años en nuestra cultura, algunos vestigios datan

de 7000 A.C. identificados como semillas carbonizadas y fosilizadas, pertenecientes a especies prehistóricas de chile (Long-Solís, 1987). Entre los sitios donde se han encontrado los hallazgos más antiguos se encuentran Ocampo y el valle de Tehuacán, en Puebla. En cuanto a su mención como un alimento se cuentan con registros en la cuenca de México y Oaxaca durante la época prehispánica (Long-Solís, 1987; MacNeish et al., 1967). Durante este periodo en México formó parte vital en la alimentación de los pueblos originarios, conocido como “*chili*” o “*tzilli*”, este vegetal se considera que fue cultivado desde más de ocho mil años, siendo cultivado antes que el tomate o el maíz (Zegbe Domínguez et al., 2012).

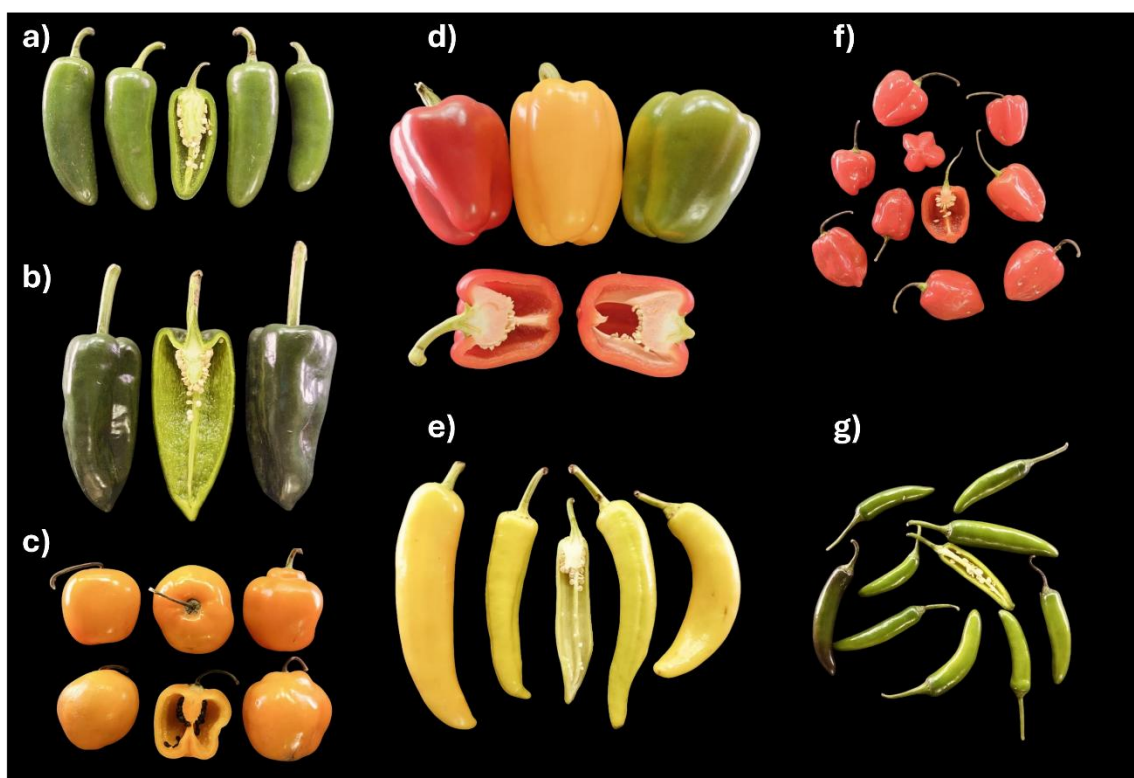


Figura 1. Variabilidad presente en frutos de algunas accesiones de *Capsicum*. Nótese las diferencias en forma, color, y tamaño. a) jalapeño; b) poblano; c) manzano; d) pimiento; e) güero, f) habanero, g) serrano. Imagen elaborada por el autor.

2.1.2. Taxonomía

Reino	<i>Plantae</i>
Phylum	<i>Magnoliophyta</i>
Clase	<i>Angiospermae</i>
Orden	<i>Solanales</i>
Familia	<i>Solanaceae</i>
Género	<i>Capsicum</i>
Especie	<i>Capsicum annuum</i>

De acuerdo con EPPO (EPPO, s.f.)

2.1.3. Morfología

2.1.3.1. Embrión y semillas

Las semillas tienen forma alargada hemidiscoidal, donde el lado más recto es el que presenta el hilo (cicatriz). La superficie es relativamente lisa, sin aspecto pubescente. En el caso de las variedades de *C. annuum*, en todos los casos las semillas son de tonalidades amarillentas, donde su peso y tamaño están determinados por el tamaño del fruto en cada variedad (Viñals et al., 1996).

2.1.3.2. Raíces

El sistema radical se conforma de una raíz axomorfa (raíz principal o pivotante), que se ramifica en las raíces secundarias formando un sistema muy denso de raíces secundarias y pelos radicales. Estas profundizan hasta 30-60 cm verticalmente, mientras que de forma horizontal puede llegar de 30-50 cm. Este sistema corresponde al 7-17% del peso total de la planta, dependiendo de la variedad de la que se trate. En plantas jóvenes la proporción relativa de las raíces es mayor que en plantas adultas (Viñals et al., 1996).

2.1.3.3. Tallo y hojas

El sistema aéreo puede ser muy variable entre accesiones. En cultivares de *C. annuum* el sistema aéreo inicia con un pequeño tallo con 8 a 15 hojas antes de la primera aparición de frutos, siendo dependientes de las condiciones de radiación y de las características propias del cultivar. Las hojas que se presentan son simples, pecioladas, de forma lanceolada o aovada, su borde es entero o a veces sinuado en la base (Viñals et al., 1996). Cuando la primera flor aparece el tallo se ramifica en dos o más ramas y al final de cada una de ellas surge un nuevo fruto, provocando la división del tallo en otras dos ramas secundarias de segundo orden y así sucesivamente formando un complejo de ramificaciones por toda la planta (Bosland & Votava, 2012).

2.1.3.4. Flores

Las flores normalmente crecen solitarias en cada nudo de las ramificaciones, aunque hay excepciones; en algunos casos pueden crecer en pares o racimos numerosos. Se trata de flores pediceladas, con pedicelo de 1-2 cm de longitud con 5-8 costillas. Cáliz en forma de tubo, de 5-8 sépalos de superficie rugosa y color verde amarillento. Corola de 5-8 pétalos color blanco o blanco-lechoso (caso específico de *C. annuum*), los cuales están unidos en la base; esta sección presenta un diámetro de 1-2 cm. Androceo de 5-8 estambres, los filamentos son de 1.8-3.5 mm de longitud, con una antera bilobulada, donde cada teca contiene dos sacos polínicos de 1.2 mm de ancho y 2-4 mm de largo. Gineceo de 2-4 carpelos con ovario de 2-5 mm de longitud y 1.5-5 mm de diámetro, estilo de 3.5-6.5 mm y estigma en forma de embudo (Viñals et al., 1996).

2.1.3.5. Frutos

El fruto que se desarrolla a partir del gineceo de la flor consiste en una baya hueca en forma de cápsula, de ahí el nombre del género *Capsicum* (del griego *Kapsakes*, cápsula). Se pueden apreciar diversas formas de la parte externa del fruto; alargadas, oblongas, redondeadas, cónicas, entre otras. En frutos

inmaduros se pueden observar coloraciones claras (verde-pálido, blanco amarillentas) u oscuras (verde oscuro-amarillento, verde, verde-azulado, verde-marrón), mientras que en el caso de los frutos maduros se distinguen dos coloraciones: amarillos y rojos, aunque en algunas variedades pueden encontrarse tonalidades violeta-marrón (Viñals et al., 1996).

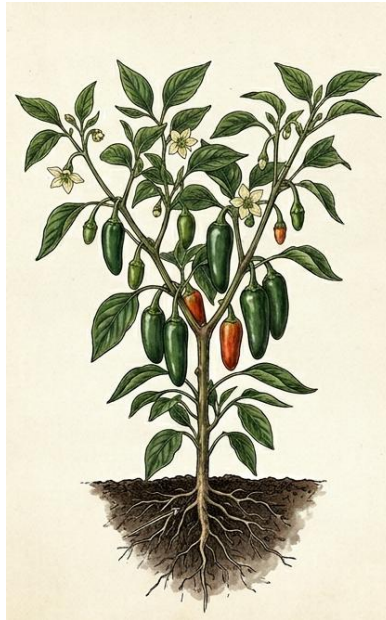


Figura 2. Esquema de una planta de chile (*C. annuum*) donde se observan los órganos principales de la planta. Creado en Gemini (<https://gemini.google.com/>).

2.1.4. Requerimientos edafoclimáticos

2.1.4.1. Temperatura

Las condiciones de temperatura para el cultivo de chile son similares al de otras solanáceas, es susceptible a temperaturas bajas entre 5-15°C. Con una temperatura óptima de germinación entre 24-30°C y para su desarrollo y fructificación en un rango de 18-32°C (Bosland & Votava, 2012). Rico (1983) puntualiza la importancia de mantener rangos de temperatura durante el día de 20-25°C y de 16-18°C por la noche, evitando tener diferencias significativas entre el día y la noche con el fin de evitar desordenes fisiológicos causados por la variación de temperatura. Las bajas temperaturas pueden llegar a ocasionar disminuciones de la tasa de fotosíntesis neta, además de alterar la acumulación de sustancias osmorreguladoras, así como la permeabilidad de las membranas

celulares, mientras que con altas temperaturas puede perjudicar la polinización y la fertilización; en ambos casos se genera una acumulación excesiva de especies reactivas de oxígeno (moléculas inestables y altamente reactivas que en acumulación pueden causar daños en DNA, proteínas y lípidos) (Masoumi et al., 2024; Pu et al., 2025).

2.1.4.2. Humedad Relativa

En condiciones normales de temperatura, la humedad relativa (HR) óptima para el desarrollo de la planta oscila entre los 50-70%. Durante las etapas juveniles la planta tolera y precisa HR más altas, mientras que en etapas de fructificación es mejor tener controlada la HR. Este cultivo se adapta favorablemente a condiciones de invernadero donde la HR es mucho más alta (Rico, 1983).

2.1.4.3. Radiación, luminosidad y fotoperiodo

Las plantas de chile requieren de una buena luminosidad durante todo el ciclo de vida, en especial en el desarrollo vegetativo y floral. Esto es importante tenerlo en cuenta si se piensa establecer este cultivo bajo cubierta plásticas, ya que muchas de ellas reducen el paso de luz hacia la planta (Rico, 1983). Cuando hay poca luz, los tallos tienden a etiolarse, es decir, se alargan mucho y reducen su grosor, volviéndose débiles y provocando que no aguanten el peso de los frutos; además, la floración se reduce y las flores que se desarrollan son débiles y en muchos casos se llegan a caer (Serrano-Cermeño, 1978).

2.1.4.4. Suelo

Al igual que muchas otras hortalizas el suelo ideal para la producción de chiles debe tener buena profundidad y textura media (franco-arenoso). Suelos muy arcillosos pueden ser un problema ya que pueden retener bastante humedad, provocando asfixia de raíces (Serrano-Cermeño, 1978). Por ello se busca una buena retención de humedad y un buen contenido de materia orgánica y a su vez que tenga un buen drenaje. La mayoría de los varietales se desarrollan

favorablemente en suelos con un rango de pH entre 7.0-8.5 (Bosland & Votava, 2012).

2.1.5. Necesidades hídricas y nutricionales

2.1.5.1. Requerimientos hídricos

Las plantas de chile pueden llegar a requerir de 60-75 cm/ha de agua durante todo el ciclo de cultivo (Bosland & Votava, 2012). Estos datos son muy variables dependiendo del cultivar que se establezca en la zona, así como las condiciones edafológicas de la parcela. El hecho de mantener el suelo húmedo es un factor de gran importancia para la conductividad eléctrica (CE), ya que, si esta aumenta, el potencial osmótico aumenta con ella, facilitando el transporte de agua y nutrientes dentro de la planta (Behboudian, 1997).

El suministro de agua tiene un efecto directo sobre el contenido de azúcares y capsaicinoides, tal es el caso de *C. chinense* donde las concentraciones de capsaicina y dihidrocapsaicina bajo condiciones de estrés hídrico aumentan (Ruiz-Lau et al., 2011). Lo anterior se respalda con las observaciones realizadas en las plantas de *C. annuum* cuando se encuentran en condiciones de exceso de agua, se disminuye el contenido de azúcares y capsaicinoides en los frutos, mientras que, en condiciones de sequía, el contenido de éstos se promueve (Rathnayaka et al., 2020). Müftüoğlu y Başay (2025) reportaron que el suministro de agua juega un papel importante en el desarrollo del androceo de las plantas de chile, observando que la viabilidad de los granos de polen disminuye mientras el suministro de agua disminuya, por lo que se debe asegurar un suministro de agua adecuado para poder tener buenas condiciones de polinización en las plantas.

Otro ejemplo se ha observado en el chile mirasol, las plantas bajo condiciones de estrés hídrico pueden incrementar el rendimiento de este cultivo, reportando que en condiciones de estrés hídrico (40% del total de una lámina de riego recomendada) se obtuvieron mejores rendimientos, incluso que en el testigo con

el 100% de lámina, reduciendo de 50 a 30 cm la lámina de riego por hectárea (Pérez & Zegbe, 2012).

En condiciones de agricultura donde se aplique riego, se recomienda utilizar sistemas de riego por goteo, ya que el aprovechamiento del agua de riego es mayor, se presenta una menor evaporación y el rendimiento de la planta incrementa. Esto fue propuesto por Maraña-Santacruz y colaboradores (2018) mencionando también que las coberturas orgánicas en combinación con sistemas de riego por goteo mejoran la eficiencia de absorción de agua y nutrientes en plantas de chile jalapeño.

2.1.5.2. Requerimientos nutricionales

Se ha demostrado que la fertilización en el cultivo de chiles es pieza importante para obtener buenos contenidos nutricionales en la fruta. La fertilización con Ca^{2+} a la raíz permite un mayor contenido de nutrientes, principalmente de licopeno y β -caroteno. La fertilización con manganeso es de vital importancia para las plantas de chile. Se ha demostrado que la aplicación de este elemento puede influir en el rendimiento del cultivo, pero principalmente su función se relaciona con actividades enzimáticas de la planta (Silber et al., 2009).

La nutrición sobre nitrógeno debe realizarse cuidadosamente y tomando en cuenta las fuentes disponibles de cada lugar. Un factor importante para tomar en cuenta es la relación $\text{NH}_4^+/\text{NO}_3^-$. Se debe considerar tener relaciones bajas con altas frecuencias de riego para evitar fitotoxicidad, especialmente en condiciones de agricultura sin suelo (Silber et al., 2005). Urbina-Sánchez et al. (2020) confirman que el uso de NH_4^+ en la solución nutritiva debe llevarse con precaución por las posibles fitotoxicidades que se puedan generar. Para el caso de chile huacle, mencionan que las concentraciones de 3.0 mEq/L se obtiene la mayor producción y número de frutos por planta. El uso de NO_3^- en la solución nutritiva aumenta la capacidad antioxidante de los frutos (Flores et al., 2004). Preciado-Rangel et al. (2019), realizaron estudios sobre el efecto del K en la

calidad nutraceutica del fruto de chile serrano, obteniendo que el contenido de β -caroteno, vitamina C y capsinoides aumenta con la fertilización potásica.

Dentro de las practicas orgánicas, se ha demostrado que las enmiendas y los acolchados orgánicos con tiempo de anticipación a la siembra de chile mejoran las capacidades del suelo, reduciendo la presencia de hongos y nemátodos, además de proporcionar macronutrientes a las plantas por medio de la lixiviación por el riego (Stirling & Eden, 2008). Berova et al. (2014) sugieren que el uso de vermicompost en plantas de chile afecta positivamente a la cantidad de biomasa producida por las plantas, lo cual mejora la floración, obteniendo así frutos de mejor calidad. Jeque et al. (2022) encontraron que la aplicación de estiércol de bovino presenta buenos resultados en cuanto al rendimiento de las plantas, sin embargo, el estiércol de porcino presentó mejores resultados en el rendimiento y el porte de las plantas, considerándolo, así como una de las mejores alternativas de fertilización orgánica en cultivos de chile dulce. Tlelo-Cuautle et al. (2020) realizaron investigaciones sobre las mejores condiciones de fertilización orgánica y químicas aplicadas a plantas de chile poblano con el fin de obtener los mejores rendimientos; encontraron que el uso de estiércol ovino y dosis medias de fertilizantes químicos obtenían los mejores resultados con plantas de mejor porte y un mayor número y peso de frutos. En chile jalapeño, Ayala-Tafoya et al. (2025) encontraron que el uso de lombricomposta en combinación con fertilización química (considerando una menor aplicación a las dosis recomendadas) presenta mejores rendimientos que una fertilización 100% con fertilización química.

La absorción de nutrientes por la planta es variable de acuerdo con las etapas fenológicas en las que se encuentre y del nutriente del que se trate. Azofeifa & Moreira (2005) realizaron estudios en variedades dulces de chile, encontrando que la extracción de nutrientes del suelo por la planta se daba en un orden de $K > N > P > Ca > S$ y Mg , donde la mayor extracción se encontró en la fructificación, siendo el fruto, el órgano donde se presentaba la mayor acumulación de estos nutrimentos, a excepción del calcio que se encontró mayormente en el follaje. De

o Charlo et al. (2012) refuerzan estos resultados, concluyendo de manera similar sobre el fruto como órgano de mayor acumulación de nutrientes; sin embargo, sugiere que la acumulación de K y N se mantiene en una relación 1:1, por lo que afirman que las soluciones nutritivas para este cultivo deben considerar dicha relación para evitar desequilibrios nutricionales. Se ha investigado sobre la aplicación de Ca en plantas de pimiento en condiciones de hidroponía, demostrando que su uso y el uso de ácido salicílico solos o en conjunto mejoran las condiciones fisiológicas de la planta, aumentando su porte y permitiendo que los frutos obtengan una pulpa más jugosa (Sobczak et al., 2024).

En años recientes se han realizado estudios enfocados en la aplicación de nano fertilizantes, como una herramienta ecológica para la fertilización de cultivos. En el caso de Chile, Sunil et al. (2024) realizaron estudios sobre la implementación de nanopartículas de nitrógeno y zinc en conjunción con la aplicación de fertilizantes convencionales, encontrando que el uso de estas nanos permite obtener un 39% más rendimiento que la fertilización convencional, reduciendo hasta en un 50% la dosis recomendada y a su vez reduciendo los costos y el impacto ambiental que genera la aplicación únicamente de fuentes convencionales de fertilización.

2.1.6. Usos de la planta

El chile forma parte de la vida diaria del mexicano, utilizándose para cocinar; además de considerarse como el principal ingrediente de la gastronomía tradicional mexicana. La mayoría de la comida tradicional mexicana utiliza alguna de las múltiples variedades en su preparación. Esto contiene un trasfondo milenario de costumbres, tradiciones y saberes ancestrales que lo hacen el cultivo por excelencia en México (Aguilar-Meléndez et al., 2021; Díaz et al., 2022).

Dentro de los usos diversos que se le pueden dar a este cultivo y su utilización variable alrededor del mundo, Vinod et al. (2022) proponen darle utilidad a los tallos como materia prima para el procesamiento de fibras y la elaboración de compuestos ligeros y como refuerzo de compuestos poliméricos.

Se han hecho estudios in vitro con el fin de utilizar callos de chile para la extracción de compuestos diferenciales para la industria. Tal es el caso de *C. frutescens* utilizado para la extracción de vainilla a través de la sobre expresión de genes relacionados con la producción de capsaicina (Chee et al., 2016).

Dentro de la medicina se han descubierto diversos usos para especies de *Capsicum*, encontrando efectos antiinflamatorios, analgésicos, termogénicos, antilipogénicas (inhibición de cálculos) y ejerciendo efectos positivos en el sistema gastrointestinal (Catalfamo et al., 2022). Otros autores señalan que las especies de *Capsicum* también tienen actividades antioxidantes, nutricionales y presenta actividades anti-obesidad, por lo que el consumo de frutas tanto dulces como picantes puede ayudar a mejorar estas condiciones, siendo las variedades de *C. annuum* las que destacan con una mayor actividad nutracéutica (Azlan et al., 2022).

2.1.7. Datos estadísticos de producción mundial y nacional

Según datos de la FAO (FAO, s.f.), para el 2023 se registró una superficie total de 2,065,408 hectáreas sembradas con chiles para consumo en verde y una producción de más de 38 millones de toneladas de fruto. Mientras que para chiles secos se registró una superficie total de 1,802,522 hectáreas, donde se produjeron casi 6 millones de toneladas de producto. China es el principal país productor de chiles verdes con más de 17 millones de toneladas registradas al año, seguido de México que reporta una producción total anual de 3 millones 681 mil toneladas. India reporta una producción anual de 2 millones 782 mil toneladas de chiles secos, posicionándose en primer lugar de los países productores; en el caso de México, se reportan 61,090.47 toneladas de chiles secos (Cuadro 1).

Cuadro 1. Principales países productores de chiles para el año 2023. (A) Principales países productores de chiles verdes. (B) principales países productores de chiles secos. Realizada por el autor con datos de la FAO (FAO, s.f.).

(A)		(B)	
País	Producción (ton)	País	Producción (ton)
China	17,104,871.2	India	2,782,000.0
México	3,681,061.5	Bangladesh	662,833.0
Turquía	3,081,010.0	Tailandia	328,909.7
Indonesia	3,061,260.4	China	325,522.0
España	1,389,830.0	Etiopía	298,205.8
Egipto	1,065,143.3	Myanmar	151,787.1
Nigeria	773,962.1	Benín	134,120.2
Argelia	624,969.6	Costa de Marfil	131,558.6
Estados Unidos	576,743.0	Paquistán	109,615.0
Túnez	444,948.1	Gana	109,359.6

En México la producción de chile es una de las más importantes. Según datos de la FAO (FAO s.f.) para el año 2023, el chile verde se encontraba como el sexto cultivo más producido por el país después de la caña de azúcar, maíz, naranja, sorgo y tomate. Para 2024, Según datos del SIAP, se tenían registradas 157,221.60 hectáreas sembradas destinadas a la producción de chiles. Zacatecas, Chihuahua y San Luis Potosí son los estados que registran la mayor superficie destinada a la siembra de chiles con un 60% del total de la superficie sembrada en el país. La producción registrada en México para ese año fue de 3,220,428.46 toneladas, reduciendo su producción en más de 400 mil toneladas en el año 2023. Dentro del país se registra producción en todos los estados que conforman la república (Figura 3). Sinaloa se encuentra como principal estado productor de chiles verdes con una producción anual de 753,783.89 toneladas, seguido de Chihuahua con 677,358.70 ton y Zacatecas con 441,261.04 ton. La derrama económica registrada para 2024 en cultivo de chile en el país asciende a casi 40 mil millones de pesos (DGSIAP, s.f.).

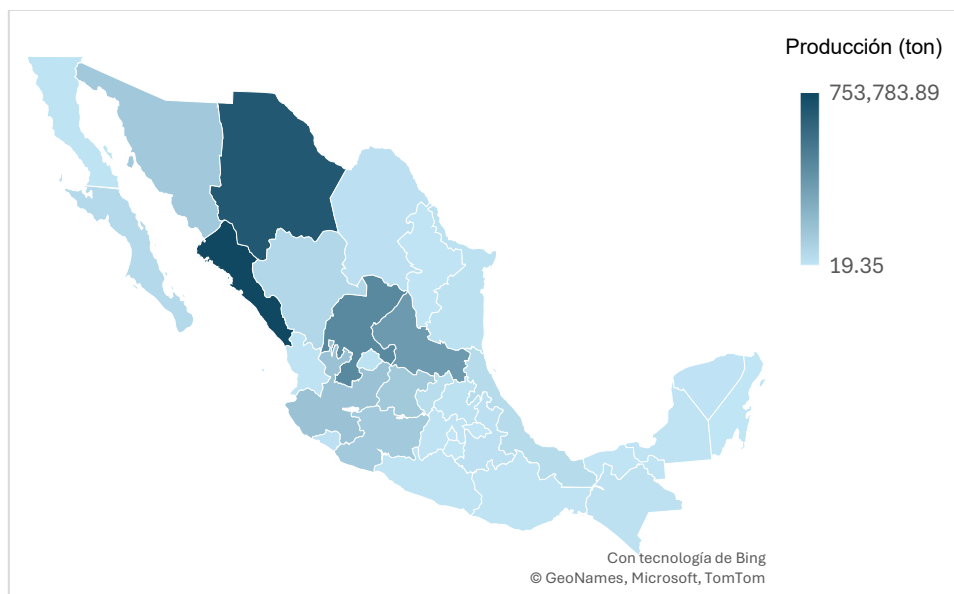


Figura 3. Mapa de producción nacional de chile verde en México. Mapa realizado por el autor con datos del DGSIAPI (DGSIAPI, s.f.).

En el caso del estado de Puebla se tiene una superficie destinada a la producción de chiles de 2,998.25 hectáreas, con un volumen de producción de 22,120.62 toneladas, posicionándolo como el catorceavo estado con mayor producción. Dentro del estado, el SIAP reporta datos de producción en 60 municipios, de los cuales Cuautempan (1,805.95 ton), Taola (1,783.52 ton), Tecamachalco (1,723.89 ton), Tetela de Ocampo (1,578.86 ton) y Huauchinango (1,448.2 ton) son los principales municipios productores y reportan los mayores volúmenes de producción (DGSIAPI, s.f.). Bajo estos datos se distinguen dos principales zonas de producción de chiles en el estado de Puebla: la zona de producción de la Sierra Norte y la zona de producción del Valle de Tehuacán (Figura 4).

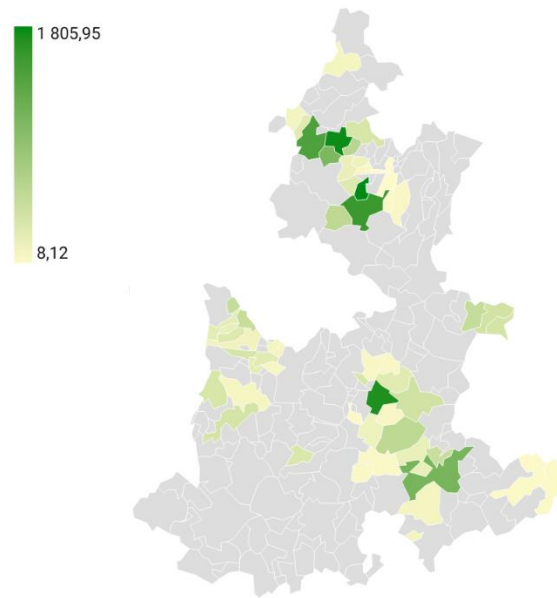


Figura 4. Mapa de producción estatal de chile verde de los principales municipios productores del estado de Puebla. Mapa elaborado por el autor a partir de datos estadísticos del DGSIAPI (DGSIAPI, s.f.)

En la revisión de datos no se encontraron reportes sobre la producción de chiles en el municipio de estudio que es Tehuiztzingo, Puebla. Esto puede deberse a que la producción no está formalizada, hay poca producción o hay producción, pero no se tiene algún tipo de registro de ella, la producción es informal o no ha sido estudiada aún, entre otras.

2.2. SOBRE LA ENFERMEDAD

2.2.1. Importancia de la enfermedad

La marchitez de chile, también conocida como marchitez general del chile, marchitez de raíces, podredumbre vascular o damping off, es una enfermedad agrícola de gran importancia dentro del sector productivo hortícola. Autores señalan que las pérdidas económicas que puede causar esta enfermedad pueden ir desde el 26 hasta el 90% de la producción, convirtiéndose así, en una de las enfermedades de mayor importancia dentro del cultivo de chile (Arora et al., 2021; Sharma et al., 2025). Esta enfermedad se asocia principalmente a un complejo de patógenos del suelo entre los que destacan especies como

Phytophthora capsici, *Fusarium* sp., *Rhizoctonia solani*, *Pythium* sp., *Sclerotium rolfsii*, *Verticillium* sp., y *Macrophomina* sp. (Bautista-Calles et al., 2010; Pérez-Acevedo et al., 2017; Vásquez-López et al., 2009). La importancia de esta enfermedad radica en que se trata de una enfermedad devastadora dentro del cultivo de chiles si esta no se atiende adecuadamente, además, debido a que se trata de diversos organismos implicados, el control y manejo de esta enfermedad es muy complicado de realizar y debe tomarse con precaución.

2.2.2. Sintomatología

Los principales síntomas se ubican en las raíces y cuello de tallos, donde se llegan a presentar podredumbres necróticas (Fang et al., 2021; Reyes-Tena et al., 2019), también puede presentarse necrosis vascular (Velarde-Félix et al., 2018). Esto causa un estrés en las plantas que se refleja en la parte aérea como clorosis inicialmente en las hojas viejas, y moviéndose a las partes jóvenes de la planta con aclaramiento de nervaduras, y finalmente culmina como un marchitamiento general; la planta muere después de presentarse la sintomatología total (Shaheen et al., 2021).

2.2.3. Epidemiología y ciclo de infección

Debido a que los patógenos asociados a la enfermedad de encuentran principalmente en el suelo, la principal forma de diseminación de estos es a través de agua de riego, esta actividad aumenta en sistemas de producción con riego por gravedad (Amasifuen et al., 2019; Sanogo et al., 2022). Hay estudios donde se reporta que puede haber aguas contaminadas con esporas de este complejo de hongos, lo cual disemina la enfermedad incluso en suelos vírgenes donde no se ha sembrado ninguna variedad de chiles (Sanogo et al., 2022). Nabor-Romero et al. (2022) mencionan que la presencia de ciertos organismos como *Nacobbus aberrans* en la rizosfera del suelo, reducen la actividad transcripcional de genes que pueden estar asociados al ataque de organismos como *P. capsici* en la marchitez de chile, por lo que el manejo enfocado en controlar los patógenos asociados con la enfermedad debe ser parte de un manejo general de plagas y

enfermedades que pueden llegar a interaccionar entre sí, modificando la relación inter especies y modificando la agresión hacia las plantas de chile.

Guigón-López (2019) menciona que en pimientos injertados puede presentarse una pudrición de raíces y cuello de tallo; además se puede presentar pudrición de tallos con lesiones necróticas que presentan crecimiento micelial en la superficie de estas, generando un marchitamiento general de las plantas. Cuando las plantas se ven afectadas por esta enfermedad tienden a disminuir su actividad metabólica, en especial de fenoles, dihidroxifenoles, ácido ascórbico, peroxidasas, catalasas entre otros compuestos relacionados con la resistencia a estrés por agentes patogénicos (Salaria et al., 2023).

El ciclo general de la infección comienza con el inóculo primario que se encuentra en el suelo mucho antes de la siembra o trasplante de las plantas de chile, esta carga de inóculo va a ser diferente de acuerdo con la diversidad de especies que se encuentren representadas. El inóculo entra por los distintos mecanismos posibles a la planta y generan la infección sintomatológicamente conocida como marchitez en las plantas de chile (Figura 5).

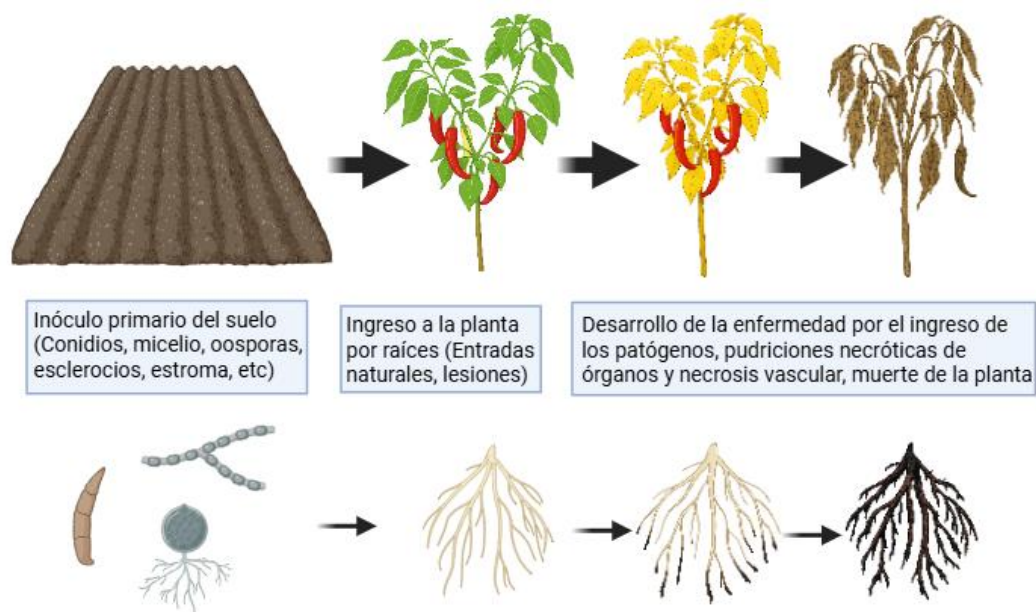


Figura 5. Representación general de un ciclo de infección de la enfermedad de marchitez en plantas de chile. Esquema elaborado por el autor en BioRender (<https://BioRender.com>).

2.2.3.1. *Phytophthora capsici*

Uno de los principales patógenos asociados con la marchitez de Chile es *Phytophthora capsici*. La diseminación y persistencia de este hongo se debe principalmente a estructuras reproductivas como esporangios, zoosporas, oosporas, y clamidosporas (Figura 6) (Sanogo et al., 2022).

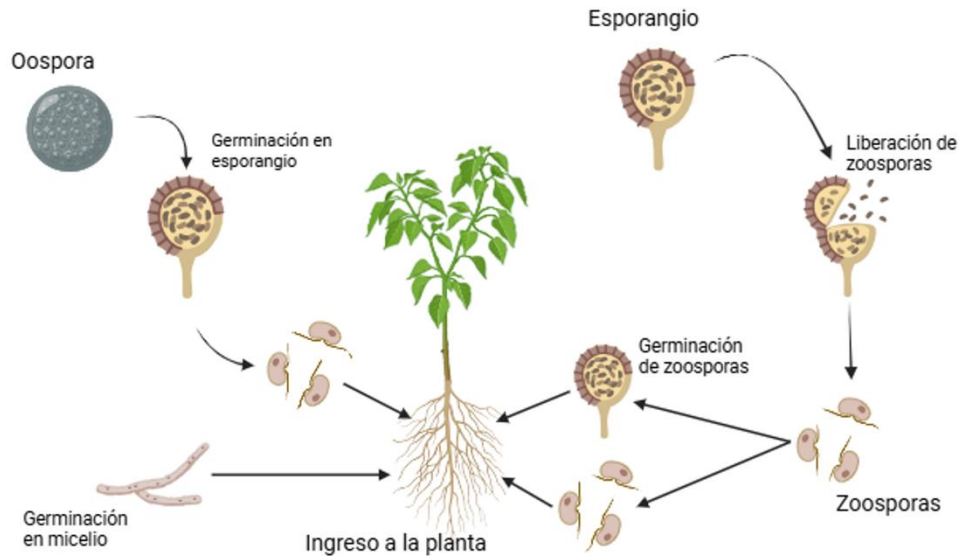


Figura 6. Ciclo de infección general de organismos oomicetos (*Phytophthora* y *Pythium*) en plantas de Chile. Esquema elaborado por el autor en BioRender (<https://BioRender.com>).

La enfermedad causada por este patógeno se caracteriza por presentarse en condiciones de alta humedad en el suelo, resultado de altas precipitaciones o riegos inadecuados, por lo que se presenta en manchones dentro de las parcelas, donde se encuentran estancamientos de agua o mayor humedad. Después, el radio de infección se prolonga a las plantas vecinas y así sucesivamente hasta infectar todo el lote de producción (Rai et al., 2020).

2.2.3.2. *Fusarium sp.*

Este género es un hongo cosmopolita, considerado como uno de los 10 más importante a nivel mundial dentro de la agricultura (Jangir et al., 2021; Ma et al., 2013). Es uno de los agentes patógenos presentes en el complejo causante de

la enfermedad, y se encuentra fuertemente representado en la rizosfera de plantas ocasionando patologías típicas de marchitez (González-Escobedo et al., 2022; Velarde-Félix et al., 2018).

La mayoría de sus especies presentan macro, microconidios (su forma y cantidad de septos que presentan estas esporas va a depender de la especie) y clamidosporas como estructuras de resistencia (Figura 7) (Leslie & Summerell, 2006); su desarrollo se ve favorecido en climas cálidos y suelos secos. Este hongo ingresa al sistema vascular de las plantas por el xilema. Ahí se encarga de producir conidios y de moverse de manera acropétala a diferentes zonas de la planta. Una de sus principales características es la tinción del xilema en tonos rojizos causado por la interacción planta-patógeno, producción de enzimas y muerte del tejido asociado (Jangir et al., 2021).

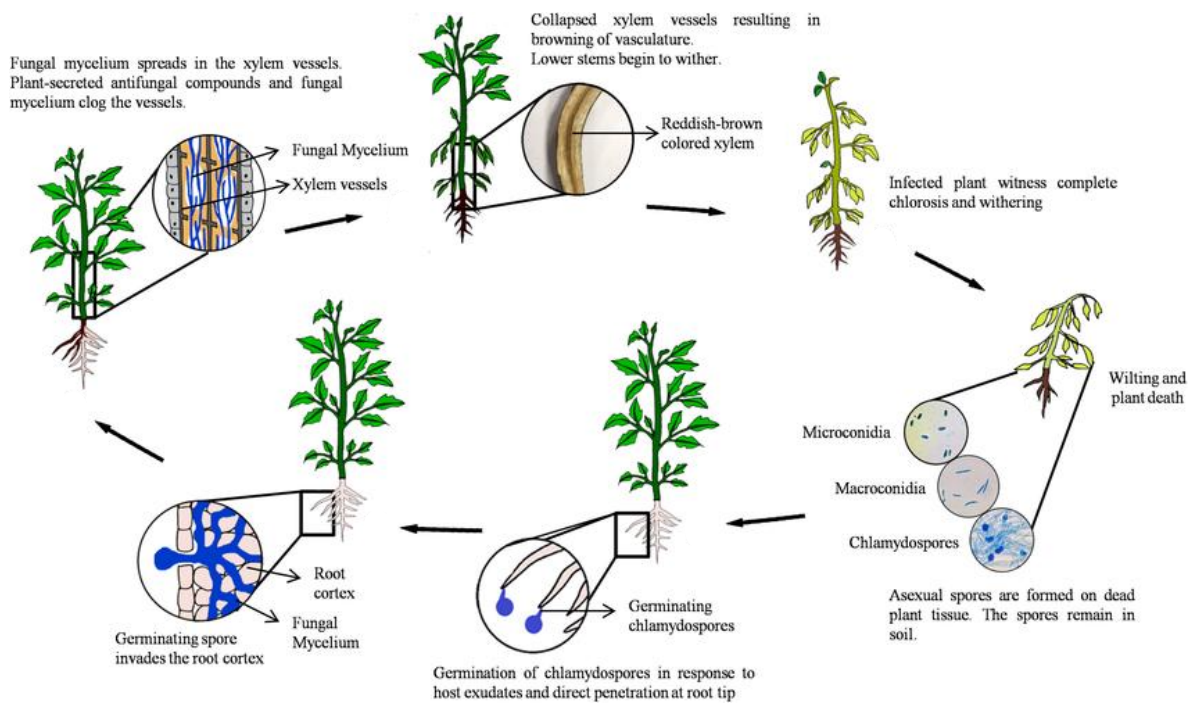


Figura 7. Ciclo infeccioso de *Fusarium* sp. (Jangir et al., 2021).

2.2.3.3. *Rhizoctonia solani*

Rhizoctonia solani se ha considerado como uno de los agentes patógenos que provocan marchitamiento de plántulas y pudrición de raíces y tallos principalmente en las etapas tempranas del cultivo. Este hongo se reproduce

mediante micelio, aunque en determinadas condiciones puede llegar a formar esclerocios como estructuras de resistencia y aguante a condiciones adversas de reproducción (Madhura et al., 2024). El proceso de infección es muy sencillo comparado con los casos anteriores, el micelio llega a la planta y forma un apresorio y la hifa de penetración en las raíces, en esta estructura se producen enzimas extracelulares que degradan el tejido vegetal e iniciando el proceso de primo colonización. La afectación al tejido radicular ocasiona que las hojas se tornen cloróticas, pérdida de turgencia y finalmente la muerte de la planta (Abdoulaye et al., 2019).

2.2.3.4. *Pythium* sp.

Otra de las especies de oomicetos considerados dentro del complejo causante de la enfermedad son las especies del género *Pythium*, que de la misma forma que *P. capsici* este genera esporangios, oosporas y zoosporas especializadas en el movimiento con el agua (Cárdenas-Rodríguez et al., 2022). El ciclo de infección es similar al de *P. capsici* (Figura 6). Esta especie de pseudohongo se relaciona con la enfermedad en plantas y puede estar presente atacando desde semillas hasta plántulas ya germinadas (Arora et al., 2021).

2.2.3.5. *Sclerotium rolfsii*

Este hongo se caracteriza por la formación abundante de esclerocios como estructuras de resistencia en el suelo. Además, puede presentar exudados los cuales se caracterizan por presentar una gran cantidad de metabolitos secundarios y enzimas, entre otros; además también se encuentran cantidades variables de ácido oxálico dependiendo de las cepas de este hongo (Pandey et al., 2007). Yu et al. (2023) mencionan que dentro de los principales mecanismos de infección de *S. rolfsii* es la síntesis de enzimas degradadoras de celulasa y la síntesis de ácido oxálico; estos se encargan principalmente de degradar la pared celular de las plantas y poder ingresar de esa forma al interior de estas. La principal estructura de resistencia de este hongo son los esclerocios que se forman en el suelo y residuos de cosecha (Figura 8).

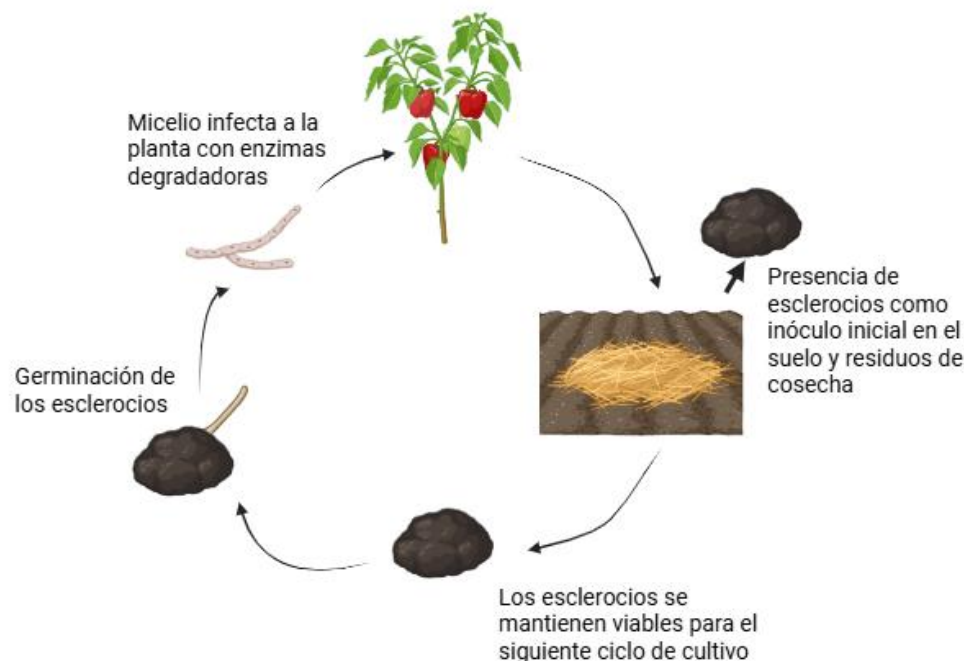


Figura 8. Ciclo de infección de *Sclerotium (Agroathelia) rolfsii*. Esquema elaborado por el autor en BioRender (<https://BioRender.com>).

2.2.4. Estrategias utilizadas para manejo de la enfermedad

2.2.4.1. Prácticas culturales

Una de las actividades culturales a tomar en cuenta sobre el manejo de la enfermedad es la fertilización. Leyva Morales et al. (2024) mencionan que el uso de compost como fertilización al cultivo puede llegar a alterar el microbioma del suelo, reduciendo la presencia de microorganismos asociados a la enfermedad, aumentar la actividad de microorganismos antagónicos presentes en el suelo y aumentar el potencial antagónico del suelo con la adición de microorganismos propios del compost, sin dejar atrás el aumento de la actividad fotosintética y de biomasa de la planta gracias a la presencia de nutrientes en esta fuente de fertilización. Bellini et al. (2021) realizaron un estudio donde demostraron que la aplicación de óxido de calcio, fosfito de potasio y suspensión de compost en combinación con estrategias de control biológico, reducen el avance del marchitamiento causado por *Phytophthora*, aun siendo aplicado 24 horas antes de la inoculación del patógeno.

Sanogo y Ji (2013) mencionan que uno de los principales factores para tener en cuenta sobre el manejo de la enfermedad es su diseminación que principalmente es por el agua, por lo que el manejo del riego y de la humedad ambiental juegan un papel determinante en la reducción de la diseminación de la enfermedad. Para ello propone el uso de camas elevadas, acolchados y manejo de riego localizado. Además de la diseminación, es importante considerar que el inóculo inicial se encuentra presente en parte dentro del propio suelo y residuos de cosecha, por lo que las actividades para la reducción de este inóculo son de gran importancia. Entre estas actividades destacan el arado de la tierra previo al establecimiento del cultivo, se recomienda que este se realiza a una profundidad mínima de 9 cm y de esta forma reducir la actividad del inóculo, principalmente de esclerocios, oosporas y clamidosporas (Farhaoui et al., 2024).

2.2.4.2. Fungicidas de síntesis química

En México, las principales moléculas químicas que se han utilizado a lo largo del tiempo para el control de *P. capsici* son metalaxil y clorotalonil; se ha demostrado que estos productos presentan un buen control de la enfermedad, sin embargo, también se ha comprobado que el uso continuo de estas moléculas puede permitir una rápida adaptación del patógeno, modificando sus hábitos morfológicos, de crecimiento y su nivel de virulencia (Sevillano-Serrano et al., 2024).

Dentro de los principales fungicidas utilizados, Alejo et al. (2015) mencionan que el metalaxil, fosetil aluminio y propamocarb, siendo aplicados solos o alternados, controlaron totalmente la enfermedad de marchitez causada por *P. capsici* en chile de árbol (*C. annuum* L.). Ma et al. (2018) reportan que *P. capsici* presenta una mayor sensibilidad a estrobirulinas —como azoxistrobin, piraclostrobin y famoxadona— en comparación con moléculas de uso común como mefenoxam, fluazinam y propamocarb. No obstante, advierten que el uso de estrobirulinas requiere precaución, ya que su modo de acción específico posee un alto riesgo de inducir resistencia en el patógeno.

Para el manejo de enfermedades causadas por *Sclerotium* una de las principales moléculas utilizadas es el tebuconazol, que, a pesar de la variabilidad genética que puedan tener las cepas de *Sclerotium*, esta molécula puede seguir siendo efectiva en el control de la enfermedad (Khatri et al., 2017).

Se han realizado diversos estudios sobre el control de *R. solani*; no obstante, Madhura et al. (2024) destacan que los fungicidas con mejores resultados (100% de inhibición) son tebuconazol, mancozeb, carbendazim y tiofanato de metilo.

En estudios in vitro se ha demostrado que el carbendazim es muy eficaz en el control de *Fusarium oxysporum* f.sp. *capsici*, logrando reducir el crecimiento del patógeno significativamente a concentraciones de 500 ppm, seguido de concentraciones a 300 ppm (Muhammad et al., 2022). Es necesario destacar que muchos países productores buscan obtener nuevas formulaciones y moléculas para ser utilizadas en el control de la enfermedad. Iftikhar et al. (2022) probaron moléculas desarrolladas mediante tecnologías de diseño computacional de fármacos y fueron probadas para el control de *Fusarium* en Chile, obteniendo resultados prometedores en la inhibición del patógeno *in vitro*, gracias a la inhibición del succinato deshidrogenasa con cuatro de las moléculas desarrolladas.

2.2.4.3. Uso de agentes de control biológico

Con motivo de reducir la huella ambiental en la agricultura, se ha hecho uso de métodos de control biológico con organismos capaces de reducir el efecto de las enfermedades en plantas. Larios et al. (2019) mencionan que el tratamiento con cepas de *Trichoderma* spp para el manejo de marchitez de Chile puede resultar efectivo, incluso mejor que algunos productos de síntesis química. Leyva-Morales et al. (2024) probaron la incorporación de *Trichoderma harzianum* al suelo en cultivos de Chile, obteniendo como resultado la disminución de la presencia de patógenos debido a la colonización del suelo por este agente antagonista; afirma que este efecto se ve potenciado por una buena fertilización y adición de materia orgánica. Con el uso de esta cepa se ha logrado el control de *Fusarium*,

Sclerotium y *P. capsici* (Asad, 2021; Bhat et al., 2016, De Ita et al., 2021). Pruebas de compatibilidad realizadas por Gallegos-Morales et al. (2022) en Chile demostraron que *T. asperellum*, *T. harzianum* y *T. lignorum* reducen los daños por *Fusarium* y *Rhizoctonia*, además de incrementar el metabolismo y la productividad del cultivo. Asimismo, se ha reportado que la eficacia de *T. harzianum* en el control de estas enfermedades se ve favorecida cuando se aplica junto con *Bacillus subtilis* (Alejo et al., 2015).

Se ha observado que el uso de cepas de *Bacillus* como agentes antagonistas de *F. oxysporum*, reducen la enfermedad de la marchitez de Chile, además de promover el desarrollo de las plantas Iqbal et al. (2024). En *C. chinense* se ha empleado *Bacillus megaterium* para el manejo de *R. solani*, ha sido efectivo, además de promover la Respuesta Sistémica Adquirida (SAR) de la planta mediada por el ácido salicílico que sintetiza la bacteria (Gogoi et al., 2025). Estudios realizados con *Bacillus* y *Pseudomonas* para el control de damping off causados por *Pythium* y *Fusarium* en Chile, demostraron que *Bacillus subtilis* inhibió a *Fusarium* hasta en un 56%, mientras que *Pseudomonas donghuensis* controló a *Pythium* en un porcentaje similar, lo que sugiere una combinación de ambos antagonistas para lograr un manejo de dichas especies (Morales et al., 2023). También se ha probado que esta bacteria puede ser muy eficaz para el control de enfermedades relacionadas con *Sclerotium* (Villareal-Delado et al., 2018).

Otro microorganismo que se ha empleado para el manejo de la etiología es *Streptomyces griseus*, logrando inhibir el crecimiento y germinación de *P. infestans* (Nguyen et al., 2014). Se ha identificado el efecto antagónico que presenta *Paenibacillus polymyxa* sobre especies de *Pythium* y *Rhizoctonia*, obteniendo buenos resultados en el control de los fitopatógenos (Chávez-Ramírez et al., 2019). Pineda-Mendoza et al. (2018) sugieren que el uso de rizobacterias, tales como *Pseudomonas tolaasii* y *Rhizobium aquatilis* pueden inhibir la actividad fúngica de *R. solani* hasta en un 56%, además de generar metabolitos que ayudan al proceso de inhibición.

El uso de consorcios de actinomicetes para el antagonismo de *P. capsici*, ha tenido un control efectivo, disminuyendo la incidencia de la enfermedad (Bautista-Calles et al., 2010). Zhou y colaboradores (2016) probaron xenocoumacina I, un compuesto extraído de *Xenorhabdus nematophilus*, y lograron la inhibición de la formación de esporangios de *P. capsici* en chiles.

Se ha comprobado que el quitosano, un polisacárido de origen natural que se obtiene de la quitina de algunos insectos, puede tener propiedades antimicrobianas, y que a bajas concentraciones (0.4 mg/L) puede llegar a inhibir el crecimiento de *P. capsici* hasta en un 88% (Ramírez-Benítez et al., 2018). Jiménez-Pérez et al. (2025) demostraron que la interacción entre el quitosano con los microorganismos *B. subtilis* y *T. harzianum*, inhibió el progreso de la enfermedad de marchitez de chile causada por patógenos como *Fusarium*, *Rhizoctonia* y *Sclerotium*, llegando a inhibir el progreso de los patógenos en 91%, 71% y 68% respectivamente. López-Gervacio et al. (2025) también destacan el uso de nanopartículas de selenio obtenidas a partir de extractos vegetales como una alternativa efectiva del control de la enfermedad, llegando a controlar, en sus pruebas in vitro, hasta el 100% de la enfermedad con dosis entre 300 y 400 µg/mL.

2.2.4.4. Uso de variedades resistentes

Otra de las formas de contrarrestar o disminuir la presencia de la enfermedad es mediante el uso de variedades resistentes. Morán-Bañuelos et al. (2010) realizaron estudios con variedades de chiles criollos en el estado de Puebla que eran resistentes a *P. capsici*, encontrando accesiones que pueden considerarse como resistentes debido a que la incidencia de la enfermedad en ellas se definió en un mayor tiempo; las accesiones estudiadas pertenecen a las variedades de chile miahuateco, copi y criollos de Tecamatlán. Gómez-Rodríguez et al. (2016) produjeron estudios de resistencia a *P. capsici*, encontrando accesiones resistentes de variedades de chile huacle y serrano. Palma-Martínez et al., (2017) destacan que en caso de las variedades resistentes de chile huacle, algunas de ellas presentan un gen dominante de resistencia mientras que otras presentan

dos genes asociados a ella. Retes-Manjarrez et al. (2020) mencionan que en México existe gran variedad de accesiones locales de chiles que presentan resistencia al ataque de *P. capsici*; en su estudio se encontraron accesiones de chiles jalapeño, manzano y piquín que presentan resistencia, inhibiendo el desarrollo del patógeno y presentando plantas asintomáticas o con síntomas ligeros de la enfermedad. Es importante considerar también a variedades que sean resistentes a sequía, de esta forma se puede realizar un buen manejo del riego con el fin de mantener una humedad adecuada para las plantas y evitar la rápida diseminación de la enfermedad en el campo (Sanogo & Ji, 2013).

2.2.4.5. Uso de elicitores

En ensayos realizados con diversos elicitores frente a *P. capsici*, se observó que el jasmonato y el ácido β -aminobutírico presentaron la mayor inhibición del patógeno, especialmente cuando se aplicaron de manera preventiva o durante las etapas iniciales de la infección. No obstante, se ha reportado que el patógeno puede contrarrestar estos mecanismos de defensa vegetal mediante la adaptación y modificación de sus estrategias de ataque (Barraza et al., 2022).

Se ha demostrado que el ácido salicílico, empleado como activador vegetal en cultivos de chile, reduce la incidencia de enfermedades hasta en un 28.04% en ensayos *in vitro* (Majeed et al., 2024; Muhammad et al., 2022). Asimismo, el uso de ácido jasmónico optimiza las respuestas enzimáticas antioxidantes y de defensa, fortaleciendo significativamente la resistencia de la planta ante ataques patógenos (Majeed et al., 2024)

Serrano-Jamaica et al. (2021) propusieron el empleo de fragmentos de ADN de patógenos asociados a la marchitez del chile (*P. capsici*, *F. oxysporum* y *R. solani*) como inductores de resistencia. Esta estrategia optimizó la respuesta fisiológica del cultivo al incrementar la actividad de fenoles, flavonoides y otros metabolitos secundarios vinculados a genes de defensa, logrando reducir la mortalidad causada por la enfermedad hasta en un 40%

2.2.4.6. Uso de extractos vegetales

Muhammad et al. (2022) en su estudio con extractos de 5 plantas diferentes: *Azadirachta indica*, *Aloe vera*, *Zingiber officinale*, *Moringa oleífera* y *Allium sativum*; encontraron la reducción el crecimiento de cepas fúngicas de *F. oxysporum* f.sp. *capsici* en estudios in vitro, siendo *M. oleífera* el extracto que presentó mejores resultados. El citral, terpenoide extraído de *Litsea cubeba* se ha probado como un extracto con potencial antifúngico para el caso de *P. capsici* en cultivares de chile, obteniendo una buena actividad inhibitoria del hongo (Cui et al., 2024).

2.2.6. Literatura citada

- Abdoulaye, A. H., Foda, M. F., & Kotta-Loizou, I. (2019). Viruses Infecting the Plant Pathogenic Fungus *Rhizoctonia solani*. *Viruses*, 11(12), 1113. <https://doi.org/10.3390/v11121113>
- Aguilar-Meléndez, A., Morrell, P. L., Roose, M. L., & Kim, S. (2009). Genetic diversity and structure in semiwild and domesticated chiles (*Capsicum annuum*; *Solanaceae*) from Mexico. *American Journal Of Botany*, 96(6), 1190-1202. <https://doi.org/10.3732/ajb.0800155>
- Aguilar-Meléndez, A., Vásquez-Dávila, M. A., Manzanero-Medina, G. I., & Katz, E. (2021). Chile (*Capsicum* spp.) as Food-Medicine Continuum in Multiethnic Mexico. *Foods*, 10(10), 2502. <https://doi.org/10.3390/foods10102502>
- Aguilar-Rincón, V. H., T. Corona Torres, P. López López, L. Latournerie Moreno, M. Ramírez Meraz, H. Villalón Mendoza y J. A. Aguilar Castillo. (2010). Los chiles de México y su distribución. SINAREFI, Colegio de Postgraduados, INIFAP, IT-Conkal, UANL, UAN, Montecillo, Texcoco, Estado de México. 114 p.
- Alejo, N. L., Guzmán-Plazola, R. A., Mejía, E. Z., Rincón, V. H. A., & Escobar, V. A. (2015). Etiology and evaluation of control alternatives for wilt in chile de arbol (*Capsicum annuum* L.) in La Vega, Metztitlán, Hidalgo, México. *Revista Mexicana de Fitopatología*, 33(1), 31-53. <https://www.cabdirect.org/abstracts/20153295207.html>
- Amasifuen, A. D. H., Lázaro, A. J. P., & Noriega-Córdova, H. W. (2019). Isolation and identification of *Fusarium oxysporum* obtained from producing areas of «chili pepper» *Capsicum annuum* L. (*Solanaceae*) in the district of Barranca, Peru. *Arnaldia*, 26(2), 689-698. <http://www.scielo.org.pe/pdf/arnal/v26n2/a11v26n2.pdf>

- Arora, H., Sharma, A., Sharma, S., Haron, F. F., Gafur, A., Sayyed, R. Z., & Datta, R. (2021). *Pythium* Damping-Off and Root Rot of *Capsicum annuum* L.: Impacts, Diagnosis, and Management. *Microorganisms*, 9(4), 823. <https://doi.org/10.3390/microorganisms9040823>
- Asad, S. A. (2021). Mechanisms of action and biocontrol potential of *Trichoderma* against fungal plant diseases - A review. *Ecological Complexity*, 49, 100978. <https://doi.org/10.1016/j.ecocom.2021.100978>
- Ayala-Tafuya, F., Valdez-Islas, J. C., Rosales-Avitia, J. V., Parra-Delgado, J. M., Valenzuela-López, M., & Yáñez-Juárez, M. G. (2025). Uso de lombricomposta para reducir fertilizantes sintéticos en el cultivo de chile jalapeño. *Ecosistemas y Recursos Agropecuarios*, 12(2). <https://doi.org/10.19136/era.a12n2.4328>
- Azlan, A., Sultana, S., Huei, C. S., & Razman, M. R. (2022). Antioxidant, Anti-Obesity, Nutritional and Other Beneficial Effects of Different Chili Pepper: A Review. *Molecules*, 27(3), 898. <https://doi.org/10.3390/molecules27030898>
- Azofeifa, Á., & Moreira, M. A. (2005). Absorción y distribución de nutrimentos en plantas de chile dulce (*Capsicum annuum* cv. UCR 589) en Alajuela, Costa Rica. *Agronomía Costarricense*, 77-84. <https://doi.org/10.15517/rac.v29i1.60288>
- Barraza, A., Núñez-Pastrana, R., Loera-Muro, A., Castellanos, T., Aguilar-Martínez, C. J., Sánchez-Sotelo, I. S., & Caamal-Chan, M. G. (2022). Elicitor Induced JA-Signaling Genes Are Associated with Partial Tolerance to Hemibiotrophic Pathogen *Phytophthora capsici* in *Capsicum chinense*. *Agronomy*, 12(7), 1637. <https://doi.org/10.3390/agronomy12071637>
- Bautista-Calles, J., García-Espinosa, R., Montes-Belmont, R., Zavaleta-Mejía, E., Pérez-Moreno, J., Ferrera-Cerrato, R., De la Cruz, R. G., & Huerta-Lara, M. (2010). Disminución de la marchitez del chile por introducción de antagonistas en cultivos de rotación. *Interciencia*, 35(9), 673-679. <http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=33914212007>
- Behboudian, M. (1977). Water relations of cucumber, tomato, and sweet pepper. <https://doi.org/10.18174/198195>
- Bellini, A., Pugliese, M., Guarnaccia, V., Meloni, G. R., & Gullino, L. M. (2021). Calcium oxide, potassium phosphite and a *Trichoderma* enriched compost water suspension protect *Capsicum annuum* against *Phytophthora capsici* by priming the immune system. *Pest Management Science*, 77(7), 3484-3490. <https://doi.org/10.1002/ps.6401>
- Berova, M., Stoeva, N., Zlatev, Z., Karanatsidis, G., & Pevicharova, G. (2014). Vermicompost affects growth, nitrogen content, leaf gas exchange and productivity of pepper plants. *Journal Of Elementology*, 4/2013. <https://doi.org/10.5601/jelem.2013.18.4.393>

- Bhat, M. N., Mesta, R., Yenjerappa, S., Tatagar, M., Sardana, H., Singh, D., Vennila, S., Sabir, N., & Ahmad, M. (2016). Biological control of *Fusarium* wilt of chillies using *Trichoderma* spp. *Indian Journal Of Horticulture*, 73(1), 74-77.
<http://www.indianjournals.com/ijor.aspx?target=ijor:ijh&volume=73&issue=1&article=013>
- Bosland, P. W., & Votava, E. J. (2012). Peppers: vegetable and spice capsicums. En *CABI eBooks*. <https://doi.org/10.1079/9781845938253.0000>
- Cárdenas-Rodríguez, J., Ayala-Tafoya, F., Yañez-Juarez, M. G., López-Orona, C. A., & De Jesús Romero- Gómez, S. (2022). Especies de *Pythium* aisladas de aguas de uso agrícola en Culiacán, Sinaloa. *Ecosistemas y Recursos Agropecuarios*, 9(1). <https://doi.org/10.19136/era.a9n1.3117>
- Catalfamo, L. M., Marrone, G., Basilicata, M., Vivarini, I., Paolino, V., Della-Morte, D., De Ponte, F. S., Di Daniele, F., Quattrone, D., De Rinaldis, D., Bollero, P., Di Daniele, N., & Noce, A. (2022). The Utility of *Capsicum annuum* L. in Internal Medicine and In Dentistry: A Comprehensive Review. *International Journal Of Environmental Research And Public Health*, 19(18), 11187. <https://doi.org/10.3390/ijerph191811187>
- Chávez-Ramírez, B., Kerber-Díaz, J. C., Acoltzi-Conde, M. C., Ibarra, J. A., Vásquez-Murrieta, M., & Santos, P. E. L. (2019). Inhibition of *Rhizoctonia solani* RhCh-14 and *Pythium ultimum* PyFr-14 by *Paenibacillus polymyxa* NMA1017 and *Burkholderia cenocepacia* CACua-24: A proposal for biocontrol of phytopathogenic fungi. *Microbiological Research*, 230, 126347. <https://doi.org/10.1016/j.micres.2019.126347>
- Chee, M. J. Y., Lycett, G. W., Khoo, T., & Chin, C. F. (2016). Bioengineering of the Plant Culture of *Capsicum frutescens* with Vanillin Synthase Gene for the Production of Vanillin. *Molecular Biotechnology*, 59(1), 1-8. <https://doi.org/10.1007/s12033-016-9986-2>
- Crous, P. W., Hawksworth, D. L., & Wingfield, M. J. (2015). Identifying and Naming Plant-Pathogenic Fungi: Past, Present, and Future. *Annual Review Of Phytopathology*, 53(1), 247-267. <https://doi.org/10.1146/annurev-phyto-080614-120245>
- Cui, K., Wang, Y., Wang, M., Zhao, T., Zhang, F., He, L., & Zhou, L. (2024). Inhibitory activity and antioomycete mechanism of citral against *Phytophthora capsici*. *Pesticide Biochemistry And Physiology*, 204, 106067. <https://doi.org/10.1016/j.pestbp.2024.106067>
- De Ita, M. Á. V., Fátima, J. H., Lezama, C. P., Simón, A. B., Cortés, G. L., & Romero-Arenas, O. (2021). Bio-controller Effect of Four Native Strains of *Trichoderma* spp., on *Phytophthora capsici* in Manzano Chili (*Capsicum pubescens*) in Puebla-Mexico. *Journal Of Pure And Applied Microbiology*, 15(2), 998-1005. <https://doi.org/10.22207/jpam.15.2.58>
- Del C López Castilla, L., Hernández, R. G., De la Cruz Castillo Aguilar, C., Martínez-Hernández, A., Ortiz-García, M. M., & Andueza-Noh, R. H.

- (2019). Structure and Genetic Diversity of Nine Important Landraces of *Capsicum* Species Cultivated in the Yucatan Peninsula, Mexico. *Agronomy*, 9(7), 376. <https://doi.org/10.3390/agronomy9070376>
- De o Charlo, H. C., De Oliveira, S. F., Vargas, P. F., Castoldi, R., Barbosa, J. C., & Braz, L. T. (2012). Accumulation of nutrients in sweet peppers cultivated in coconut fiber. *Horticultura Brasileira*, 30(1), 125-131. <https://doi.org/10.1590/s0102-05362012000100021>
- Dhankhar, N., & Kumar, J. (2023). Impact of increasing pesticides and fertilizers on human health: A review. *Materials Today Proceedings*. <https://doi.org/10.1016/j.matpr.2023.03.766>
- Díaz, X. E. Q., Concha, D. M., & Carrasco, L. N. (2022). El cultivo del ají (*Capsicum* spp.) como patrimonio cultural campesino: análisis exploratorio. *Sociedad (University Of Buenos Aires)*. <https://doi.org/10.35588/rivar.v9i26.5531>
- Dirección General del Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera (DGSIAP). (s.f.). *Anuario Estadístico de la Producción Agrícola*. https://nube.agricultura.gob.mx/cierre_agricola/
- Doherty, J. R., & Roberts, J. A. (2021). Investigating Chemical and Biological Control Applications for *Pythium* Root Rot Prevention and Impacts on Creeping Bentgrass Putting Green Rhizosphere Bacterial Communities. *Plant Disease*, 106(2), 641-647. <https://doi.org/10.1094/pdis-07-21-1505-re>
- European and Mediterranean Plant Protection Organization (EPPO). S.f. EPPO Global Database. *Capsicum annuum* (CPSAN) [Overview]. <https://gd.eppo.int/taxon/CPSAN>
- Fang, Y., Wang, Z., Zhang, S., Peng, Q., & Liu, X. (2021). Characterization and proteome analysis of the extracellular vesicles of *Phytophthora capsici*. *Journal Of Proteomics*, 238, 104137. <https://doi.org/10.1016/j.jprot.2021.104137>
- Farhaoui, A., Legrifi, I., Taoussi, M., Mokrini, F., Tahiri, A., & Lahlali, R. (2024). *Sclerotium rolfsii*-induced damping off and root rot in sugar beet: Understanding the biology, pathogenesis, and disease management strategies. *Physiological And Molecular Plant Pathology*, 134, 102456. <https://doi.org/10.1016/j.pmpp.2024.102456>
- Farhaoui, A., Tahiri, A., Khadiri, M., Alami, N. E., & Lahlali, R. (2023). Fungal Root Rots of Sugar Beets: A Review of Common Causal Agents and Management Strategies. *Gesunde Pflanzen*, 75(5), 1411-1440. <https://doi.org/10.1007/s10343-023-00861-0>
- Food and Agriculture Organization of the United Nations (FAO). (s.f.). FAOSTAT. <https://www.fao.org/faostat/en/#data/QCL/visualize>
- Flores, P., Navarro, J. M., Garrido, C., Rubio, J. S., & Martínez, V. (2004). Influence of Ca²⁺, K⁺ and NO₃⁻ fertilisation on nutritional quality of

- pepper. *Journal Of The Science Of Food And Agriculture*, 84(6), 569-574. <https://doi.org/10.1002/jsfa.1694>
- Gallegos-Morales, G., Espinoza-Ahumada, C. A., Figueroa-Reyes, J., Méndez-Aguilar, R., Rodríguez-Guerra, R., Salas-Gómez, A. L., & Peña-Ramos, F. M. (2022). Compatibilidad de especies de *Trichoderma* en la producción y biocontrol de marchitez del chile. *Ecosistemas y Recursos Agropecuarios*, 9(2). <https://doi.org/10.19136/era.a9n2.3066>
- García, C. C., Barboza, G. E., Palombo, N., & Weiss-Schneeweiss, H. (2022). Diversification of chiles (*Capsicum*, *Solanaceae*) through time and space: New insights from genome-wide RAD-seq data. *Frontiers In Genetics*, 13. <https://doi.org/10.3389/fgene.2022.1030536>
- García, C. C., Barfuss, M. H. J., Sehr, E. M., Barboza, G. E., Samuel, R., Moscone, E. A., & Ehrendorfer, F. (2016). Phylogenetic relationships, diversification and expansion of chili peppers (*Capsicum*, *Solanaceae*). *Annals Of Botany*, 118(1), 35-51. <https://doi.org/10.1093/aob/mcw079>
- Gogoi, P., Sharmah, B., Manna, P., Gogoi, P., Baishya, G., & Saikia, R. (2025). Salicylic acid induced by *Bacillus megaterium* causing systemic resistance against collar rot in *Capsicum chinense*. *Plant Cell Reports*, 44(4). <https://doi.org/10.1007/s00299-025-03470-5>
- Gómez-Rodríguez, O., Corona-Torres, T., & Aguilar-Rincón, V. H. (2016). Differential response of pepper (*Capsicum annuum* L.) lines to *Phytophthora capsici* and root-knot nematodes. *Crop Protection*, 92, 148-152. <https://doi.org/10.1016/j.cropro.2016.10.023>
- González-Escobedo, R., Muñoz-Castellanos, L. N., Muñoz-Ramírez, Z. Y., Guigón-López, C., & Avila-Quezada, G. D. (2022). Rhizosphere bacterial and fungal communities of healthy and wilted pepper (*Capsicum annuum* L.) in an organic farming system. *Ciência Rural*, 53(7). <https://doi.org/10.1590/0103-8478cr20220072>
- Guigón-López, C. (2019). Differential development of wilt and stem rot diseases in grafted bell pepper (*Capsicum annuum*, L.). *European Journal Of Plant Pathology*, 154(2), 347-357. <https://doi.org/10.1007/s10658-018-01660-4>
- Hariharan, G., & Prasannath, K. (2021). Recent Advances in Molecular Diagnostics of Fungal Plant Pathogens: A Mini Review. *Frontiers In Cellular And Infection Microbiology*, 10. <https://doi.org/10.3389/fcimb.2020.600234>
- Husseina, N. A., Al-Janabib, H. J., Al-Mashhadyc, F. R., Al-Janabia, J. K. A., & Al-Shujairia, A. R. S. (2022). Antagonistic activities of bioagent fungi *Trichoderma harzianum* and *Pleurotus ostreatus* against three species of *Fusarium* in cucumber plants. *Asia Pac. J. Mol. Biol. Biotechnol*, 30(1), 12-21.
- Ibarra-Torres, P., Valadez-Moctezuma, E., Pérez-Grajales, M., Rodríguez-Campos, J., & Jaramillo-Flores, M. E. (2014). Inter- and intraspecific

- differentiation of *Capsicum annuum* and *Capsicum pubescens* using ISSR and SSR markers. *Scientia Horticulturae*, 181, 137-146. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2014.10.054>
- Iftikhar, S., Bengyella, L., Shahid, A. A., Nawaz, K., Anwar, W., & Khan, A. A. (2022). Discovery of succinate dehydrogenase candidate fungicides via lead optimization for effective resistance management of *Fusarium oxysporum* f. sp. *capsici*. *3 Biotech*, 12(4). <https://doi.org/10.1007/s13205-022-03157-8>
- Iqbal, O., Syed, R. N., Rajput, N. A., Wang, Y., Lodhi, A. M., Khan, R., Jibril, S. M., Atiq, M., & Li, C. (2024). Antagonistic activity of two *Bacillus* strains against *Fusarium oxysporum* f. sp. *capsici* (FOC-1) causing Fusarium wilt and growth promotion activity of chili plant. *Frontiers In Microbiology*, 15. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2024.1388439>
- Jangir, P., Mehra, N., Sharma, K., Singh, N., Rani, M., & Kapoor, R. (2021). Secreted in Xylem Genes: Drivers of Host Adaptation in *Fusarium oxysporum*. *Frontiers In Plant Science*, 12, 628611. <https://doi.org/10.3389/fpls.2021.628611>
- Jequé, D. A. S., Pedro, C., Mulhanga, A. D. I., Zevo, I. N. J., Dique, J. E. L., Suagiba, S. H. C. R., Viandro, K. B., & Charimba, A. M. (2022). Pepper yield according to different types of organic fertilization. *Open Access Journal Of Science*, 5(1), 93-95. <https://doi.org/10.15406/oajs.2022.05.00181>
- Jiménez-Pérez, O., Gallegos-Morales, G., Ángel, E. C., Hernandez-Castillo, F. D., & Castillo-Reyes, F. (2025). Fungicidal activity of chitosan in synergy with *Trichoderma harzianum* and *Bacillus subtilis* for the control of chili wilt disease. *Agrociencia*, 1-13. <https://doi.org/10.47163/agrociencia.v59i1.3059>
- Khatri, K., Kunwar, S., Barocco, R. L., & Dufault, N. S. (2017). Monitoring Fungicide Sensitivity Levels and Mycelial Compatibility Groupings of *Sclerotium rolfsii* Isolates from Florida Peanut Fields. *Peanut Science*, 44(2), 83-92. <https://doi.org/10.3146/ps17-7.1>
- Larios, E. J. L., De Jesús Wilmer Valdovinos Nava, J., Cupul, W. C., López, F. A. G., Sánchez, G. M., & Nava, M. T. B. (2019). Biocontrol de Damping off y promoción del crecimiento vegetativo en plantas de *Capsicum chinense* (Jacq) con *Trichoderma* spp. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*, 10(3), 471-483. <https://doi.org/10.29312/remexca.v10i3.332>
- Leslie, J. F., & Summerell, B. A. (2006). The *Fusarium* Laboratory Manual. En *Wiley eBooks*. <https://doi.org/10.1002/9780470278376>
- Leyva-Morales, R., Vega-Arreguín, J., Amezcua-Romero, J. C., González-Rodríguez, A., Alarcón, A., Díaz, T., Jensen, B., & Larsen, J. (2024). Soil fungal communities associated with chili pepper respond to mineral and organic fertilization and application of the biocontrol fungus *Trichoderma*

- harzianum*. *Applied Soil Ecology*, 201, 105523. <https://doi.org/10.1016/j.apsoil.2024.105523>
- Long-Solís, J. (1987). *Capsicum* y cultura: La Historia del Chilli. En *Economic Botany* (Vol. 41, Número 3, p. 410). <https://doi.org/10.1007/bf02859057>
- López-Gervacio, A. De. J, Qui-Zapata, J. A., Barrera-Martínez, I., Montero-Cortés, M. I., & García-Morales, S. (2025). Selenium Nanoparticles (SeNPs) Inhibit the Growth and Proliferation of Reproductive Structures in *Phytophthora capsici* by Altering Cell Membrane Stability. *Agronomy*, 15(2), 490. <https://doi.org/10.3390/agronomy15020490>
- López-López, M. E., Del-Toro-Sánchez, C. L., Gutiérrez-Lomelí, M., Ochoa-Ascencio, S., Aguilar-López, J. A., Robles-García, M. A., Plascencia-Jatomea, M., Bernal-Mercado, A. T., Martínez-Cruz, O., Ávila-Novoa, M. G., González-Gómez, J. P., & Guerrero-Medina, P. J. (2022). Isolation and Characterization of *Trichoderma* spp. for Antagonistic Activity against Avocado (*Persea americana* Mill) Fruit Pathogens. *Horticulturae*, 8(8), 714. <https://doi.org/10.3390/horticulturae8080714>
- Ma, D., Zhu, J., He, L., Cui, K., Mu, W., & Liu, F. (2018). Baseline sensitivity of *Phytophthora capsici* to the strobilurin fungicide benzothiofostrobin and the efficacy of this fungicide. *European Journal Of Plant Pathology*, 152(3), 723-733. <https://doi.org/10.1007/s10658-018-1514-8>
- Ma, L., Geiser, D. M., Proctor, R. H., Rooney, A. P., O'Donnell, K., Trail, F., Gardiner, D. M., Manners, J. M., & Kazan, K. (2013). *Fusarium* Pathogenomics. *Annual Review Of Microbiology*, 67(1), 399-416. <https://doi.org/10.1146/annurev-micro-092412-155650>
- MacNeish, R. S., Nelken-Terner, A., & Johnson, I. W. (1967). The Prehistory of the Tehuacán Valley: Nonceramic artifacts (1.^a ed., Vol. 4).
- Madhura B, Dr. SS Mane, Dr. ST Ingle and Dr. MN Ingole (2024). In vitro evaluation of fungicides efficacy against *Rhizoctonia solani* causing root rot of chilli. *International Journal Of Advanced Biochemistry Research*, 8(9), 953-956. <https://doi.org/10.33545/26174693.2024.v8.i9l.2301>
- Majeed, G., Noor, W., Lone, R., Agrawal, S., Alaklabi, A., Shah, M. A., & Kamili, A. N. (2024). Modulation of plant defenses by jasmonic acid and salicylic acid in *Capsicum annuum* L. against *Fusarium* wilt in response to *Fusarium oxysporum* pathogen. *Plant Stress*, 14, 100571. <https://doi.org/10.1016/j.stress.2024.100571>
- Maraña-Santacruz, J. Á., Castellanos-Pérez, E., Vázquez-Vázquez, C., Martínez-Ríos, J. J., Trejo-Escareño, H. I., & Gallegos-Robles, M. Á. (2018). Solarized manure and two irrigation methods on fruit yield of jalapeno chili (*Capsicum annuum* L. var. *annuum*). *Americanae (AECID Library)*. <http://bdigital.uncu.edu.ar/11673>
- Masoumi, Z., Khosravi, S., Haghighi, M., & Mozafarian, M. (2024). Exploring the protective effects of proline on pepper (*Capsicum annuum* L.) under high-

- temperature stress. *Plant Stress*, 14, 100695.
<https://doi.org/10.1016/j.stress.2024.100695>
- Morales, G. G., Jiménez-Pérez, O., Hernández-Castillo, F. D., Espinoza-Ahumada, C., Del Angel, E. C., & Sanchez-Yañez, J. M. (2023). Actividad Antagónica de *Pseudomonas donghuensis* y *Bacillus subtilis* para el manejo de fitopatógenos del "Damping off. EN PRENSA. *Revista Bio Ciencias*, 10. <https://doi.org/10.15741/revbio.10.e1382>
- Morán-Bañuelos, S. H., Aguilar-Rincón, V. H., Corona-Torres, T., & Zavaleta-Mejía, E. (2010). Resistance to *Phytophthora capsici* Leo. of chilli pepper landraces of Southern Puebla, México. *Revista Fitotecnia Mexicana*, 33(4), 21-26. <https://www.cabdirect.org/abstracts/20113134839.html>
- Müftüoğlu, B., & Başay, S. (2025). Effects of Different Irrigation Regimes and Biochar Applications on Pollen and Anther Development in *Capsicum annuum* Plant. *Phyton*, 94(10), 3217-3229.
<https://doi.org/10.32604/phyton.2025.071755>
- Muhammad, N., Rajput, N. A., Atiq, M., Sahi, S. T., Rehman, A., Hameed, A., Kachelo, G. A., & Ahmed, S. (2022). Integrated management of *Fusarium* wilt of chilli caused by *Fusarium oxysporum* f. sp. *capsici* through different management approaches. *Pakistan Journal Of Botany*, 54(5).
[https://doi.org/10.30848/pjb2022-5\(13](https://doi.org/10.30848/pjb2022-5(13)
- Nabor-Romero, O., Zavaleta-Mejía, E., Ochoa-Martínez, D. L., Silva-Valenzuela, M., Vega-Arreguin, J., Sánchez-Flores, A., & Rojas-Martínez, R. I. (2022). Transcriptional alterations induced by *Nacobbus aberrans* in interaction with chili pepper CM-334 and *Phytophthora capsici*. *Physiological And Molecular Plant Pathology*, 123, 101942.
<https://doi.org/10.1016/j.pmpp.2022.101942>
- Nazir, N., Badri, Z. A., Bhat, N. A., Bhat, F. A., Sultan, P., Bhat, T. A., Rather, M. A., & Sakina, A. (2022). Effect of the combination of biological, chemical control and agronomic technique in integrated management pea root rot and its productivity. *Scientific Reports*, 12(1), 11348.
<https://doi.org/10.1038/s41598-022-15580-1>
- Nguyen, X. H., Naing, K. W., Lee, Y. S., Kim, Y. H., Moon, J. H., & Kim, K. Y. (2014). Antagonism of antifungal metabolites from *Streptomyces griseus* H7602 against *Phytophthora capsici*. *Journal Of Basic Microbiology*, 55(1), 45-53. <https://doi.org/10.1002/jobm.201300820>
- Ornelas-Ramírez, C. E., Hernandez-Verdugo, S., Retes-Manjarrez, J. E., Valdez-Ortiz, A., Pacheco-Olvera, A., Osuna-Enciso, T., & Porras, F. (2020). Phenotypic Variation among and within Three Peppers Species (*Capsicum*) from Mexico. *Phyton*, 90(1), 259-275.
<https://doi.org/10.32604/phyton.2020.012476>
- Palma-Martínez, E., Aguilar-Rincón, V. H., Corona-Torres, T., & Gómez-Rodríguez, O. (2017). Resistencia a *Phytophthora capsici* leo. en líneas de

- chile huacle (*Capsicum annuum* L.). *Revista Fitotecnia Mexicana*, 40(3), 359-363. <https://doi.org/10.35196/rfm.2017.3.359-363>
- Pandey, M. K., Sarma, B. K., Singh, D. P., & Singh, U. P. (2007). Biochemical Investigations of Sclerotial Exudates of *Sclerotium rolfsii* and their Antifungal Activity. *Journal Of Phytopathology*, 155(2), 84-89. <https://doi.org/10.1111/j.1439-0434.2007.01194.x>
- Pérez, A. S., & Zegbe, J. A. (2012). Rendimiento, calidad de fruto y eficiencia en el uso del agua del chile «mirasol» bajo riego deficitario yield, fruit quality and water use efficiency of chili «mirasol» under irrigation deficit. *Revista Fitotecnia Mexicana*. <http://www.redalyc.org/pdf/610/61024388010.pdf>
- Pérez-Acevedo, C. E., Carrillo-Rodríguez, J. C., Chávez-Servia, J. L., Perales-Segovia, C., Del Valle, R. E., & Villegas-Aparicio, Y. (2017). Diagnosis of symptoms and pathogens associated with pepper wilt in Central Valleys of Oaxaca. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*, 8(2), 281-293. <https://www.cabdirect.org/cabdirect/abstract/20173199208>
- Pineda-Mendoza, D. Y., González-Mancilla, A., Almaraz, J. J., Rodríguez-Guzmán, M. P., García-Barradas, O., & Argumedo-Delira, R. (2018). Characterization of the antifungal activity of three rhizobacterial strains against *Rhizoctonia solani*. *Spanish Journal Of Agricultural Research*, 16(4), e1011. <https://doi.org/10.5424/sjar/2018164-13334>
- Preciado-Rangel, P., Andrade-Sifuentes, A., Sánchez-Chávez, E., Salas-Pérez, L., Fortis-Hernandez, M., Rueda-Puente, E. O., & García-Hernández, J. L. (2019). Potassium influence the nutraceutical and antioxidant content of serrano hot pepper (*Capsicum annuum* L.). *Agrociencia*, 53(4), 581-591.
- Pu, K., Li, N., Gao, Y., Wang, T., Zhang, M., Sun, W., Li, J., & Xie, J. (2025). Mitigating effects of Methyl Jasmonate on photosynthetic inhibition and oxidative stress of pepper (*Capsicum annuum* L) seedlings under low temperature combined with low light. *Plant Physiology And Biochemistry*, 223, 109843. <https://doi.org/10.1016/j.plaphy.2025.109843>
- Rai, G. S., Liew, E. C. Y., & Guest, D. I. (2020). Survey, identification and genetic diversity of *Phytophthora capsici* causing wilt of chilli (*Capsicum annuum* L.) in Bhutan. *European Journal Of Plant Pathology*, 158(3), 655-665. <https://doi.org/10.1007/s10658-020-02108-4>
- Ramírez-Benítez, J. E., Sabido, R. A. A., Velázquez, J. H. C., Ávila, N. L. R., Pereira, S. E. S., & Uc, G. L. (2018). Inhibición del crecimiento y modificación genética de *Phytophthora capsici* usando quitosano de bajo grado de polimerización. *Revista Argentina de Microbiología*, 51(1), 12-17. <https://doi.org/10.1016/j.ram.2018.03.003>
- Rathnayaka, R. M. S. M. B., Minami, M., Nemoto, K., Prabandaka, S. S., & Matsushima, K. (2020). Relationship Between Water Supply and Sugar and Capsaicinoids Contents in Fruit of Chili Pepper (*Capsicum annuum* L.). *The Horticulture Journal*, 90(1), 58-67. <https://doi.org/10.2503/hortj.utd-217>

- Retes-Manjarrez, J. E., Rubio-Aragón, W. A., Márques-Zequera, I., Cruz-Lachica, I., García-Estrada, R. S., & Sy, O. (2020). Novel Sources of Resistance to *Phytophthora capsici* on Pepper (*Capsicum* sp.) Landraces from Mexico. *The Plant Pathology Journal*, 36(6), 600-607. <https://doi.org/10.5423/ppj.oa.07.2020.0131>
- Reyes-Tena, A., Huguet-Tapia, J. C., Lamour, K. H., Goss, E. M., Rodríguez-Alvarado, G., Vázquez-Marrufo, G., Santillán-Mendoza, R., & Fernández-Pavía, S. P. (2019). Genome Sequence Data of Six Isolates of *Phytophthora capsici* from Mexico. *Molecular Plant-Microbe Interactions*, 32(10), 1267-1269. <https://doi.org/10.1094/mpmi-01-19-0014-a>
- Rico, J. (1983). Cultivo del pimiento de carne gruesa en invernadero. <https://dialnet.unirioja.es/servlet/libro?codigo=232835>
- Ruiz-Lau, N., Medina-Lara, F., Minero-García, Y., Zamudio-Moreno, E., Guzmán-Antonio, A., Echevarría-Machado, I., & Martínez-Estévez, M. (2011). Water Deficit Affects the Accumulation of Capsaicinoids in Fruits of *Capsicum chinense* Jacq. *HortScience*, 46(3), 487-492. <https://doi.org/10.21273/hortsci.46.3.487>
- Salaria, P., Jain, S., Bhardwaj, R. D., Rani, R., & Jhanji, S. (2023). Physiological and biochemical responses of chilli pepper (*Capsicum annuum* L.) to sudden wilt syndrome. *Physiological And Molecular Plant Pathology*, 126, 102038. <https://doi.org/10.1016/j.pmpp.2023.102038>
- Sanogo, S., & Ji, P. (2013). Water management in relation to control of *Phytophthora capsici* in vegetable crops. *Agricultural Water Management*, 129, 113-119. <https://doi.org/10.1016/j.agwat.2013.07.018>
- Sanogo, S., Lamour, K., Kousik, C. S., Lozada, D. N., Parada-Rojas, C. H., Quesada-Ocampo, L. M., Wyenandt, C. A., Babadoost, M., Hausbeck, M. K., Hansen, Z., Ali, E., McGrath, M. T., Hu, J., Crosby, K., & Miller, S. A. (2022). *Phytophthora capsici*, 100 Years Later: Research Mile Markers from 1922 to 2022. *Phytopathology*, 113(6), 921-930. <https://doi.org/10.1094/phyto-08-22-0297-rvw>
- Serrano-Cermeño, Z. S. (1978). Tomate, pimiento y berenjena en invernadero. <https://dialnet.unirioja.es/servlet/libro?codigo=68675>
- Serrano-Jamaica, L. M., Villordo-Pineda, E., González-Chavira, M. M., Guevara-González, R. G., & Medina-Ramos, G. (2021). Effect of Fragmented DNA From Plant Pathogens on the Protection Against Wilt and Root Rot of *Capsicum annuum* L. Plants. *Frontiers In Plant Science*, 11. <https://doi.org/10.3389/fpls.2020.581891>
- Sevillano-Serrano, J., Larsen, J., Rojas-Rojas, F. U., & Vega-Arreguín, J. C. (2024). Increasing virulence and decreasing fungicide sensitivity in *Phytophthora capsici* after continuous metalaxyl-chlorothalonil exposure. *Journal Of Plant Pathology*, 106(4), 1583-1590. <https://doi.org/10.1007/s42161-024-01713-0>

- Shaheen, N., Khan, U. M., Azhar, M. T., Tan, D. K. Y., Atif, R. M., Israr, M., Yang, S., Chung, G., & Rana, I. A. (2021). Genetics and Genomics of *Fusarium* Wilt of Chillies: A Review. *Agronomy*, 11(11), 2162. <https://doi.org/10.3390/agronomy11112162>
- Sharma, A., Shukla, A., Gupta, M., Gupta, B., Sharma, A., Sharma, A., Negi, M., & Devi, M. (2025). Modeling the impact of biophysical factors on spatial distribution of wilt/root rot diseases of bell pepper: A case of subhumid western Himalayas. *Indian Phytopathology*, 78(3), 627-636. <https://doi.org/10.1007/s42360-025-00886-7>
- Silber, A., Bruner, M., Kenig, E., Reshef, G., Zohar, H., Posalski, I., Yehezkel, H., Cohen, S., Dinar, M., & Assouline, S. (2005). High irrigation frequency and transient NH₄ concentration: effects on soilless-grown bell pepper. *The Journal Of Horticultural Science And Biotechnology*, 80(2), 233-239. <https://doi.org/10.1080/14620316.2005.11511923>
- Silber, A., Bar-Tal, A., Levkovitch, I., Bruner, M., Yehezkel, H., Shmuel, D., Cohen, S., Matan, E., Karni, L., Aktas, H., Turhan, E., & Aloni, B. (2009). Manganese nutrition of pepper (*Capsicum annuum* L.): Growth, Mn uptake and fruit disorder incidence. *Scientia Horticulturae*, 123(2), 197-203. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2009.08.005>
- Sim, J. X., Drigo, B., Doolette, C. L., Vasileiadis, S., Karpouzas, D. G., & Lombi, E. (2022). Impact of twenty pesticides on soil carbon microbial functions and community composition. *Chemosphere*, 307(Pt 2), 135820. <https://doi.org/10.1016/j.chemosphere.2022.135820>
- Sobczak, A., Pióro-Jabrucka, E., Gajc-Wolska, J., & Kowalczyk, K. (2024). Effect of Salicylic Acid and Calcium on Growth, Yield, and Fruit Quality of Pepper (*Capsicum annuum* L.) Grown Hydroponically. *Agronomy*, 14(2), 329. <https://doi.org/10.3390/agronomy14020329>
- Stirling, G. R., & Eden, L. M. (2008). The impact of organic amendments, mulching and tillage on plant nutrition, *Pythium* root rot, root-knot nematode and other pests and diseases of capsicum in a subtropical environment, and implications for the development of more sustainable vegetable farming systems. *Australasian Plant Pathology*, 37(2), 123. <https://doi.org/10.1071/ap07090>
- Sunil, C., Kadam, P. V., B, J. K. G., Onte, S., Salimath, S. B., R, J. H., B, M. H., Chandra, M. S., & N, U. S. (2024). Comparative assessment of nano nitrogen and nano zinc nutrition on growth, yield and profitability of chilli (*Capsicum annuum* L.). *Journal Of Plant Nutrition*, 47(12), 1916-1930. <https://doi.org/10.1080/01904167.2024.2325949>
- Tlelo-Cuautle, A. M., Taboada-Gaytán, O. R., Cruz-Hernández, J., López-Sánchez, H., & López, P. A. (2020). Efecto de la fertilización orgánica y química en el rendimiento de fruto de chile poblano. *Revista Fitotecnia Mexicana*, 43(3), 238. <https://doi.org/10.35196/rfm.2020.3.238>

- Urbina-Sánchez, E., Cuevas-Jiménez, A., Reyes-Alemán, J. C., Alejo-Santiago, G., Valdez-Aguilar, L. A., & Vázquez-García, L. M. (2020). Solución nutritiva adicionada con NH₄⁺ para producción hidropónica de chile huacle (*Capsicum annuum* L.). *Revista Fitotecnia Mexicana*, 43(3), 291. <https://doi.org/10.35196/rfm.2020.3.291>
- Vásquez-López, A., Tlapal-Bolaños, B., De Jesús Yáñez-Morales, M., Pérez-Pacheco, R., & Quintos-Escalante, M. (2009). Etiología de la marchitez del 'chile de agua' (*Capsicum annuum* L.) en Oaxaca, México. *Revista Fitotecnia Mexicana*, 32(2), 127-134. <https://doi.org/10.35196/rfm.2009.2.127-134>
- Velarde-Félix, S., Garzón-Tiznado, J. A., Hernández-Verdugo, S., López-Orona, C. A., & Retes-Manjarrez, J. E. (2018). Occurrence of *Fusarium oxysporum* causing wilt on pepper in Mexico. *Canadian Journal Of Plant Pathology*, 40(2), 238-247. <https://doi.org/10.1080/07060661.2017.1420693>
- Villarreal-Delgado, M. F., Villa-Rodríguez, E. D., Cira-Chávez, L. A., Estrada-Alvarado, M. I., Parra-Cota, F. I., & De los Santos-Villalobos, S. (2018). El género *Bacillus* como agente de control biológico y sus implicaciones en la bioseguridad agrícola. *Revista Mexicana de Fitopatología/Revista Mexicana de Fitopatología*, 36(1). <https://doi.org/10.18781/r.mex.fit.1706-5>
- Vinod A, Sanjay Mavinkere Rangappa, Rapeeporn Srisuk, Jiratti Tengsuthiwat, Arun Ramnath R, Suchart Siengchin. (2022). Agro-waste *Capsicum annum* stem: An alternative raw material for lightweight composites. *Industrial Crops And Products*, 193, 116141. <https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2022.116141>
- Viñals, F. N., García, J. C. C., & Ortega, R. G. (1996). El cultivo de pimientos, chiles y ajíes. <https://dialnet.unirioja.es/servlet/libro?codigo=63331>
- Yassin, M. T., Mostafa, A. A., & Al-Askar, A. A. (2022). In vitro antagonistic activity of *Trichoderma* spp. against fungal pathogens causing black point disease of wheat. *Journal Of Taibah University For Science*, 16(1), 57-65. <https://doi.org/10.1080/16583655.2022.2029327>
- Yu, D., Song, W., Wang, Q., Kang, Y., Lei, Y., Wang, Z., Chen, Y., Huai, D., Xin, W., Liao, B., & Yan, L. (2023). The quantity of OA and activity of cellulase and polygalacturonase are involved in variation of virulence in *Sclerotium rolfsii*. *Oil Crop Science*, 8(2), 121-126. <https://doi.org/10.1016/j.ocsci.2023.05.001>
- Yun, S., & Kim, H. (2023). Insight into the Phylogenetic Relationships and Evolutionary History of Pepper Cultivars (*Capsicum annuum* L.) through Comparative Analyses of Plastomes. *Horticulturae*, 9(10), 1092. <https://doi.org/10.3390/horticulturae9101092>
- Zegbe-Domínguez, J. A., Valdez-Cepeda, R. D., & Lara-Herrera, A. (2012). Cultivo del chile en México. En *Revista Fitotecnia Mexicana* (1.^a ed., Número 4, p.

264). Universidad Autónoma de Zacatecas.
<http://www.scielo.org.mx/pdf/rfm/v35n4/v35n4a1.pdf>

Zhao, X., Hou, D., Xu, J., Wang, K., & Hu, Z. (2022). Antagonistic Activity of Fungal Strains against *Fusarium* Crown Rot. *Plants*, 11(3), 255.
<https://doi.org/10.3390/plants11030255>

Zhou, T., Yang, X., Qiu, D., & Zeng, H. (2016). Inhibitory effects of xenocoumacin 1 on the different stages of *Phytophthora capsici* and its control effect on *Phytophthora* blight of pepper. *BioControl*, 62(2), 151-160.
<https://doi.org/10.1007/s10526-016-9779-3>

3. GÉNEROS DE HONGOS FITOPATÓGENOS ASOCIADOS A LA MARCHITEZ DEL CHILE (*Capsicum annuum* L.) EN TEHUITZINGO, PUEBLA, MÉXICO

RESUMEN

El chile (*Capsicum annuum* L.) es uno de los cultivos con mayor importancia socioeconómica y cultural para México. Este cultivo, al igual que la gran mayoría, se ve afectado por patógenos que merman su metabolismo y con ello disminuyen la producción final, ocasionando pérdidas importantes. Una de las enfermedades más importantes en este cultivo es la pudrición de raíces y marchitamiento de la planta. El objetivo principal de esta investigación fue identificar mediante secuenciación de genes útiles para taxonomía, los diferentes hongos fitopatógenos aislados de plantas de chile con síntomas de marchitez recolectadas en Tehuitzingo, Puebla, México. Se recolectaron plantas de chile de la variedad jalapeño con síntomas de marchitez. Se aislaron y purificaron los hongos a partir de tejido radicular de las plantas. Se realizaron extracciones de DNA de todos los aislados y se realizó PCR punto final para amplificar fragmentos de las zonas ITS y TEF-1 α . El material se secuenció mediante tecnología Sanger. Se lograron identificar mediante filogenia de secuencias 9 especies de hongos distintos, de las cuales 5 fueron especies del género *Fusarium* (*F. oxysporum*, *F. nirenbergiae*, *F. curvatum*, *F. annulatum* y *F. falciforme*), este género fue el más representado; las otras especies fueron *Agroathelia rolfsii*, *Macrophomina phaseolina*, *Curvularia lunata* y *Paramyrothecium roridum*. Las pruebas de patogenicidad sugieren que las especies de *Fusarium*, así como *A. rolfsii* son las principales especies causantes de la enfermedad de pudrición de raíces y marchitamiento de plantas de chile en la zona estudiada del estado de Puebla. Además, sugerimos que las otras especies pueden jugar un papel importante en la enfermedad comportándose como especies oportunistas. Finalmente, se considera que la enfermedad de la marchitez del chile en Tehuitzingo, Puebla no es una enfermedad monopatogénica, sino que se asocia a un diverso complejo de especies.

Palabras clave: Rizosfera, Raíces, Microbioma, Diversidad, Identificación

3.1. INTRODUCCIÓN

Los hongos representan el segundo grupo más grande de organismos eucariotas del planeta, con alrededor de 1.5 y 5.1 millones de especies. Los miembros del reino fúngico desempeñan papeles importantes en la vida humana y tienen la capacidad de ocupar una amplia variedad de nichos naturales y artificiales,

presentan una alta capacidad de adaptación a una amplia variedad de climas y condiciones meteorológicas (Raja et al., 2017). Dentro de estos organismos existen muchos endofíticos que generan afecciones en plantas en general, pero se consideran de importancia económica cuando se encuentran en plantas cultivadas (Caldito et al., 2026; Saikkonen et al., 2004; Seghers et al., 2004). Dentro de las principales afecciones de las comunidades fúngicas en plantas se encuentra el marchitamiento de raíces (Jia et al., 2023).

Para el diagnóstico de esta etiología, existen diferentes estrategias como los métodos basados en el ADN que se han convertido en herramientas muy precisas para el diagnóstico de los patógenos que causan las enfermedades de las plantas. Los avances recientes en los ensayos de reacción en cadena de la polimerasa (PCR) estándar y variante, incluidas las técnicas de PCR de hibridación anidada, multiplex, cuantitativa, biológica y de captura magnética, los métodos de amplificación post e isotérmica, el desarrollo de sondas basadas en DNA y RNA y la secuenciación de próxima generación proporcionan nuevas herramientas en el diagnóstico molecular en los campos de detección y diferenciación de hongos (Crous et al., 2015). Estas técnicas de detección basadas en moléculas son eficaces para detectar enfermedades sintomáticas y asintomáticas de patógenos fúngicos cultivables y no cultivables, en infecciones únicas y/o co-infecciones. Las técnicas moleculares utilizadas en el diagnóstico de enfermedades de las plantas deben ser más fiables, rápidas y sencillas que los métodos convencionales (Hariharan & Prasannath, 2021).

Los principales agentes etiológicos de la pudrición de la raíz del chile (*Capsicum annum* L.) son *Fusarium* sp. y *Phytophthora capsici*. La subfamilia *Hymenophora* es considerada como la responsable de la pudrición de la raíz del pimiento; los miembros de la familia incluyen *Fusarium solani*, *F. vasinfectum*, *F. equiseti* (Corda) Sacc., *F. moniliforme*, *F. oxysporum* Schlecht. y *F. verticillioides* (Soylu et al., 2023).

Esta investigación se centró en la identificación molecular a través de secuenciación de los hongos fitopatógenos asociados a la marchitez del chile en cultivos de Tehuiztzingo, Puebla, México.

3.1. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1.1. Material vegetal

El material vegetal se recolectó en una parcela con coordenadas 18°20'18.50" N; 98°18'13.63" W, al oeste del municipio de Tehuiztzingo, en el estado de Puebla, México, el primero de junio de 2024. Se colectaron por sintomatología raíces y cuellos de tallo de plantas de chile jalapeño (*C. annuum*) con síntomas de marchitamiento (clorosis, necrosis, marchitez de follaje). Posteriormente fueron llevadas al laboratorio de Biología Molecular Del Departamento de Fitotecnia en la Universidad Autónoma Chapingo, para su tratamiento.

3.1.2. Aislamiento de hongos

El material vegetal se lavó con jabón y se desinfectó con NaClO 1% y un triple lavado con H₂O dd. Se cortaron en pequeños fragmentos de 1 cm de longitud. Se depositaron tres porciones por caja Petri, utilizando una caja con PDA y una con V8 Agar por planta. Las cajas se dejaron en incubación de tres a siete días. Una vez observados los diferentes tipos de crecimiento se separaron en nuevas cajas Petri. Posteriormente se obtuvieron cultivos monospóricos de las muestras a través de puntas de hifa, para ello se transfirieron los crecimientos a placas con medio agar-agua; una vez se observaron las hifas se obtuvo una de ellas y se sembró en una nueva caja con medio PDA o V8 agar como correspondiera.

3.1.3. Identificación morfológica

Para la identificación morfológica de los aislados se realizaron microcultivos en cámara húmeda, esta se realizó con placas Petri, una base de barilla de vidrio en forma de V estéril sobre la que se colocó un portaobjetos con un fragmento de medio PDA estéril, y sobre él un cubreobjetos (a manera de sadwich). Con un

asa micológica se sembraron los aislamientos en los bordes del sandwich; posteriormente, se adicionó agua estéril en el fondo de la caja y se cubrió con su tapa para promover la humedad dentro de la caja. De esta forma se permitió el crecimiento de micelio y la formación de esporas tanto en el cubreobjetos como en el portaobjetos. Después de 5 días de incubación se eliminó el agar, se recuperaron los cubreobjetos y portaobjetos, se extrajeron las muestras de hongos desarrolladas y se tiñeron con azul de lactofenol para ser observados al microscopio óptico. Se identificaron y caracterizaron estructuras correspondientes a los distintos hongos putativos posibles. Por otro lado, se realizaron caracterizaciones de crecimiento en placa de las distintas cepas aisladas.

3.1.4. Identificación molecular

Una vez purificados los hongos se emplearon cultivos de 7 días, crecidos en cajas de PDA, el crecimiento micelial se cosechó para la extracción de su DNA. Se utilizó el protocolo de CTAB II (Weising et al., 2005) modificado, con una incubación con agitación de 25 minutos a 55° C y tres lavados con etanol 70%. Este protocolo se siguió para cada una de las cepas aisladas.

Una vez obtenido el DNA total, se realizó una PCR punto final para fragmentos ITS, los reactivos utilizados fueron: DNA a una concentración de 100 ng/μL, la cantidad necesaria para cumplir dicha concentración; Buffer de reacción (5X: 5 μL), Taq polimerasa (0.3 μL con 1.5 unidades), dNTPs (1000 μM: 5 μL), MgCl (25 mM; 3 μL), Primers (10 pM; 1 μL de cada uno): ITS 5HP (5' GGAAGGAGAAGTCGTAACAAGG 3') (White et al., 1990) y NL4 (5' GGTCCGTGTTTCAAGACGG 3') (O'Donnell, 1993) agua HPLC (La necesaria para una reacción total de 25 μL). Una vez terminada la polimerización se cuantificó el producto de PCR y se realizó un gel de electroforesis para comprobar que se amplificó el fragmento esperado. Finalmente, los productos de PCR obtenidos se secuenciaron en el laboratorio Macrogen en Corea del Sur.

Los resultados de la secuenciación fueron visualizados y editados con la herramienta BioEdit en su versión 7.2.5.0. Una vez editadas las secuencias se compararon con la base de datos de NCBI con el fin de comparar mediante identidad de secuencias los géneros de las especies encontradas.

Sobre aquellos aislados que resultaron en géneros asociados a *Fusarium* se realizó una segunda amplificación por PCR ahora utilizando el gen del factor de elongación TEF-1 α , para ello se utilizaron los primers EF1 (5' ATGGGTAAGGARGACAAGAC 3') y EF2 (5' GGARGTACCAGTSATCATGTT 3') (Geiser et al., 2004), con los reactivos anteriormente descritos para ITS y en las mismas concentraciones. Los resultados de estas secuencias fueron revisados y editados en BioEdit y las secuencias editadas se compararon con la base de datos de Fusarioid-ID para la identificación de las especies de *Fusarium* presentes.

3.1.5. Filogenia

Se corrieron dos pruebas filogenéticas para las secuencias obtenidas, una para las secuencias ITS enfocada principalmente a la diferenciación de géneros y una con secuencias TEF para la diferenciación de especies de *Fusarium*.

El primer caso se realizó con secuencias de referencia obtenidas de la base de datos de NCBI en formato FASTA las cuales se alinearon junto con las secuencias ITS de las muestras con el programa BioEdit. Una vez realizado el alineamiento se procedió a su edición; esta consistió en la eliminación de extremos de poca información y eliminación de “gaps” dentro de las secuencias. El alineamiento editado se llevó a la plataforma MEGA 12, donde se realizó la filogenia. Se llevó a cabo una prueba de máxima verosimilitud con réplicas de Bootstrap de 1000, el modelo utilizado fue Tamura-Nei model. Una delección parcial de gaps con una cobertura de corte de 95%. Con las secuencias TEF se realizó un procedimiento similar con las mismas características de análisis, la diferencia fue que se utilizaron secuencias de referencia asociadas a *Fusarium*

de TEF obtenidas en NCBI y corroboradas por la base de datos de Fusarioid-ID (Crous et al., 2021).

3.1.6. Pruebas de patogenicidad

Para las pruebas de patogenicidad se utilizaron cepas activas de cada cepa a evaluar, se prepararon suspensiones de conidios o estructuras fúngicas a una concentración de 1×10^7 UFC y se inocularon en plantas de chile al momento del trasplante, realizando una segunda aplicación tres días después. Para favorecer la penetración del patógenos a evaluar las plantas fueron sometidas a dos procedimientos: en el primero se les cortaron raíces secundarias dejando un sistema radical de 3 cm de longitud, en el segundo se realizaron dos incisiones de 3 mm de longitud en el cuello de la raíz. Para la primera inoculación se colocaron las plantas con las lesiones dentro de la solución del inóculo por tres horas. Después del remojo, se procedió a trasplantar las plántulas a macetas con sustrato estéril de peat moos y agrolita a una proporción (1:1). Para la segunda inoculación se le colocaron 15 mL de la suspensión rociándolo sobre el sustrato alrededor del tallo de las plantas. Las plantas inoculadas se colocaron dentro de un invernadero de vidrio y se mantuvieron en observación durante 20 días, anotando aquellas que presentaran sintomatologías asociadas a marchitez radicular.

3.3. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

3.3.1. Aislamiento e identificación taxonómica de fitopatógenos identificados

Se lograron purificar 35 colonias de las plantas recolectadas de campo, de las cuales se revisaron estructuras y crecimientos miceliales que se asociaron a 5 géneros de hongos diferentes: *Fusarium*, *Sclerotium* (*Agroathelia*), *Macrophomina*, *Curvularia* y *Paramyrothecium*.

3.3.1.1. *Fusarium*

En el caso de *Fusarium* se observaron colonias con crecimiento micelial blanco, algodonoso, sobre la placa de crecimiento PDA. Este crecimiento micelial cubría la caja en su totalidad entre los 7 y 15 días después de la transferencia. Algunas de las cepas presentaron la capacidad de producir pigmentos difusibles en el agar con tonalidades rojizas, rosadas y/o blanquecinas. Al microscopio se observaron microconidios, macroconidios y clamidosporas, estructuras típicas del género *Fusarium* (Figura 9). El micelio observado fue micelio septado de 1.5-2.5 μm . Los microconidios se encontraron principalmente a los 3 días después de la preparación del microcultivo; dichos conidios fueron unicelulares de 3.5-10 μm de largo y de 1-2 μm de ancho. Los macroconidios se comenzaron a detectar a los 5 días de crecimiento del microcultivo y se caracterizan por presentar de 2 a 5 septos, tienen forma curvada, midiendo de punta a punta de 50 a 70 μm de largo, de 7-12 μm de ancho en la parte central del conidio. Las clamidosporas se observaron a partir de los 8 días del crecimiento del microcultivo y se caracterizaban por ser redondeadas con una pared de aproximadamente 0.5 μm de grosor y un diámetro de 3.5-6 μm .

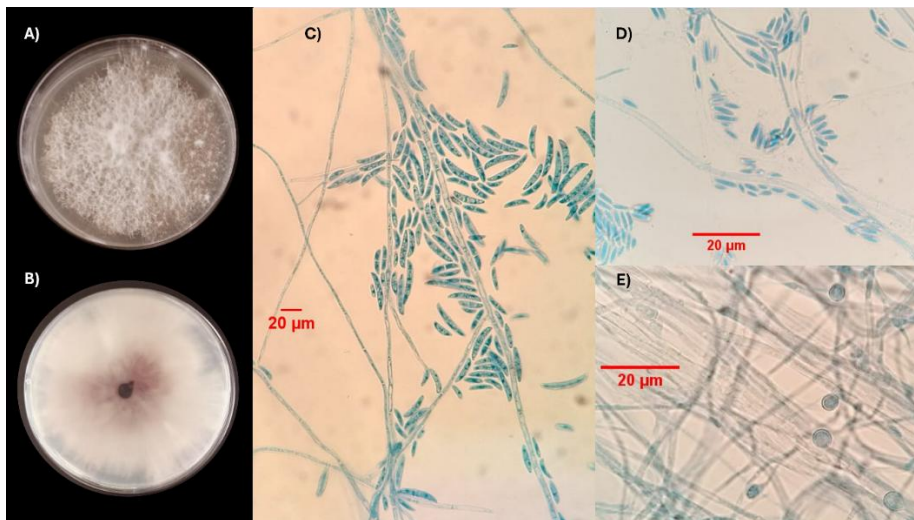


Figura 9. Morfología asociada al género *Fusarium* sp. encontrado. A y B: Crecimiento micelial del hongo en caja Petri con medio PDA, A: anverso; B: reverso; C: Macroconidios; D: Microconidios; E: Clamidosporas. Imagen elaborada por el autor.

3.3.1.2. *Sclerotium (Agroathelia)*

El desarrollo de este hongo en medio PDA fue muy homogéneo y constante, su forma de crecimiento micelial fue vellosa, de coloración blanca, tardó aproximadamente 3 días en cubrir por completo la caja de medio y tenía la peculiaridad de desbordarse de la placa y salir de la misma. Se menciona que muchas cepas de este hongo el crecimiento micelial hialino es tan rápida que el micelio aéreo puede llegar a cubrir la tapa de la placa (Tanjila et al., 2024). Una vez cubierta la placa de micelio, la cepa inicia la producción de esclerocios que en etapas tempranas se observaba con aspecto blanquecino y cambiaba a coloraciones rojizas y café-rojizas con el tiempo, mientras las células del exterior se esclerotizaban. La formación de esclerocios fue variable, de acuerdo con las condiciones de desarrollo del hongo, podían presentarse desde 40 hasta 300 esclerocios por caja. Estos miden entre 2 a 2.5 mm de diámetro cuando se encuentran completamente esclerotizados. En microcultivo solo se llega a observar micelio septado de 1.5 a 2 μm y tiene un patrón de distribución hacia una misma dirección, los septos van formando una densa red micelial (Figura 10).

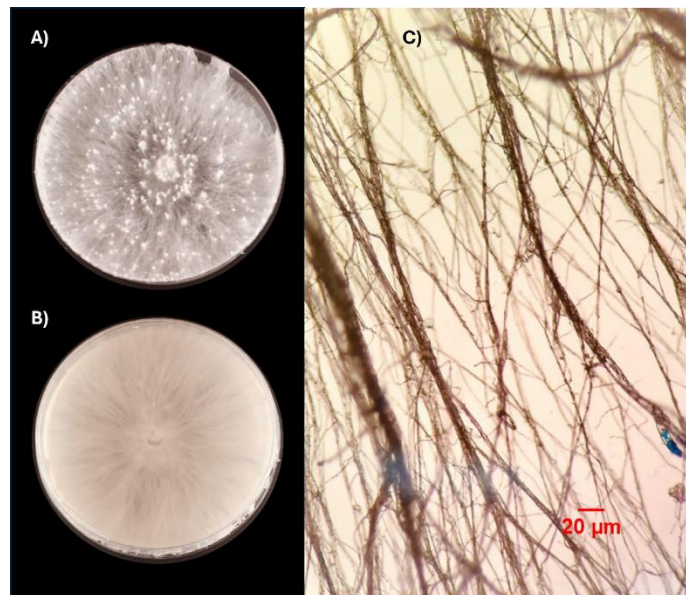


Figura 10. Morfología general de una cepa de *Agroathelia* sp. identificada en este estudio. A y B: Crecimiento en medio PDA, A: anverso; B: reverso; C: Micelio observado a microscopio. Imagen elaborada por el autor.

3.3.1.3. *Macrophomina*

En el caso de *Macrophomina* se tuvieron crecimientos miceliales algodonosos que inicialmente comenzaban con coloraciones blancas y rápidamente adquirían una coloración marrón oscuro, además de teñir el medio de color marrón. Una vez que el crecimiento micelial llegó a cubrir toda la caja de medio PDA (5-7 días) se comenzaba la formación de microesclerocios desde el centro hasta los bordes de la caja, dejando la producción de micelio y centrándose en la formación de dichas estructuras de resistencia. Al microscopio se observó el micelio septado de este hongo, el cual medía entre 4-8 μm de diámetro. Los microesclerocios varían de tamaño, desde los 40 μm hasta los 100 μm , el tamaño de estas estructuras era mayor mientras más avanzaba el tiempo, llegando a tener microesclerocios hasta de 180 μm (Figura 11). Tamiru et al. (2025) informan que la variación de la longitud de los esclerocios de *Macrophomina phaseolina* se encuentra en un rango de entre 50 y 145 μm a una edad de la colonia de 7 días. Pamala et al. (2023) encontraron que el crecimiento micelial de los aislados de *M. phaseolina* presenta crecimiento gris a negro, de la misma forma en cómo se observa en los aislados de este estudio; además señalan que los esclerocios que se forman se encuentran en rangos de acuerdo con su tamaño; encontrando pequeños (<90 μm), medianos (90-120 μm) y grandes (>120 μm). Los esclerocios que se observaron en los aislados se encontraban dentro de estos rangos, siendo más común encontrar esclerocios pequeños en las primeras etapas del desarrollo del hongo (de 3 a 5 días) y esclerocios medianos y grandes a medida que pasaba el tiempo de desarrollo (5 días en adelante).

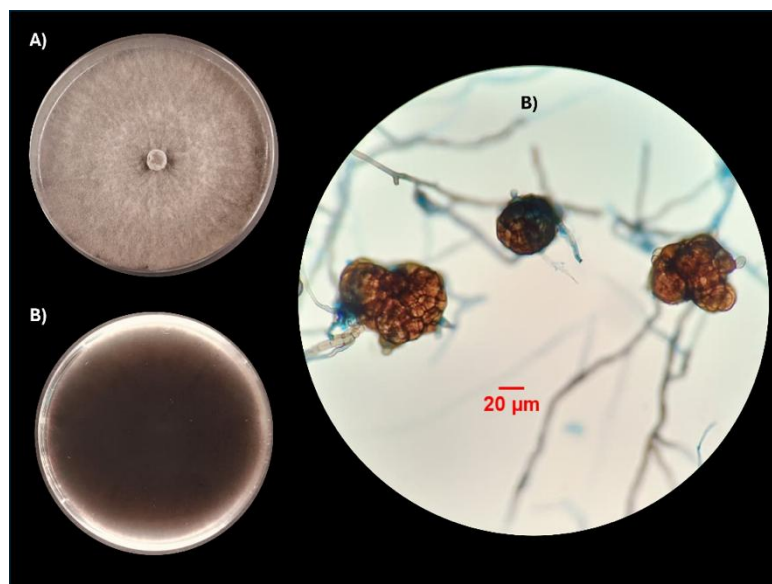


Figura 11. Crecimiento de colonia y estructuras de *Macrophomina*. A y B: Crecimiento del hongo en medio PDA, con vista de anversos y reverso respectivamente; C: Microesclerocios observados típicos de *Macrophomina phaseolina*. Imagen elaborada por el autor.

3.3.1.4. *Curvularia*

Para las cepas putativas a *Curvularia*, este hongo se caracterizó por presentar crecimiento micelial algodonoso con coloraciones grises a gris-oscuro que generalmente no llegan a cubrir por completo la placa de medio PDA; sin embargo, lo tiñeron de coloraciones amarillentas. En algunos casos el cubrimiento total de la caja puede tardar hasta 25 días. Al microscopio, este hongo se caracteriza por desarrollar micelio septado de 1-2 μm de ancho. Forma conidios de 4 a 5 células de 10 a 22 μm de largo con 7-8 μm de ancho en la célula central más grande (Figura 12). Los datos morfológicos coinciden ligeramente con los propuestos por Cui et al. (2022) que definen conidios de 5 células de 18.9 a 25.1 μm de largos y de 8.1 a 11.6 μm de ancho para *Curvularia lunata*. De la misma forma Madrid et al. (2022) aseguran que la variación del tamaño de los conidios se encuentra en rangos de 15 a 25 μm de longitud y de 7.5 a 12.5 μm de ancho para la misma especie. Esto sugiere una variación en el tamaño de los conidios de acuerdo con la edad de la colonia, donde los datos más grandes se encuentran en el periodo más largo de observación.

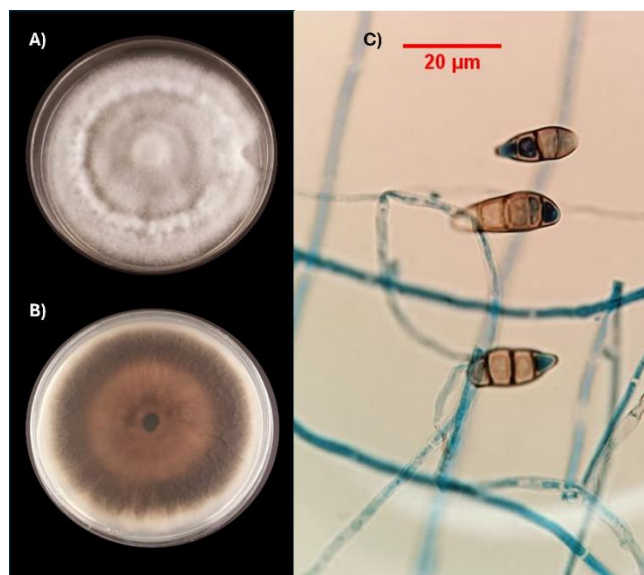


Figura 12. Revisión morfológica de cepas de *Curvularia* sp. A y B: Crecimiento micelial de la colonia en medio de cultivo PDA en vista de anverso y reverso respectivamente. C: Conidios típicos de *Curvularia lunata*. observados en microscopio. Imagen elaborada por el autor.

3.3.1.5. *Paramyrothecium*

El crecimiento micelial de *Paramyrothecium* sp. se caracterizó por ser algodonoso color blanco en forma de anillos concéntricos muy bien definidos, este crecimiento, al igual que el de *Curvularia* sp. no llega a cubrir la totalidad de la placa y de la misma forma tiñen el medio de cultivo con coloraciones amarillentas. En microscopio solo se logró observar crecimiento de micelio septado de 4-8 µm de diámetro (Figura 13). Los datos de crecimiento micelial coinciden con los expuestos en la literatura; sin embargo, Farokhian et al. (2024) mencionan que a los 7 días se observa la presencia de esporodoquios color negro-verdoso, que no se observaron en la cepa identificada en este estudio. Además, Sugiyama et al. (2024) refuerzan con la presencia de conidios hialinos, lisos y cilíndricos, que de la misma forma, no fueron observables en este estudio. En este sentido, podemos destacar que la cepa aislada en este estudio no tuvo las condiciones favorables de desarrollo de estructuras de reproducción.

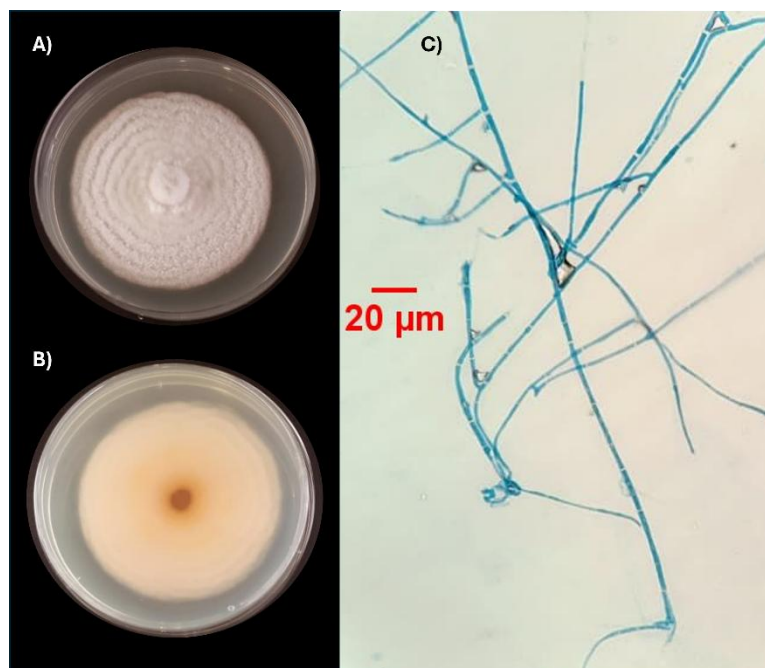


Figura 13. Estructura de crecimiento de *Paramyrothecium* sp. A y B: vista anverso y reverso respectivamente del crecimiento micelial del hongo en medio de cultivo PDA; C: Micelio del hongo observado en microscopio.

3.3.2. Identificación molecular

De los dos árboles filogenéticos que se realizaron, el primero que se realizó a base de secuencias de la región ITS se lograron diferenciar los 5 géneros encontrados. Para el caso de las secuencias del género *Agroathelia* se relacionaron con secuencias de referencia de la especie *Agroathelia rolfsii*. Para el caso de las secuencias putativas a *Macrophomina*, las secuencias se emparejaron con la especie *Macrophomina phaseolina*. Las secuencias asociadas a *Curvularia* se relacionaron con la especie *Curvularia lunata*; mientras que en el caso de la secuencia relacionada con *Paramyrothecium*, esta se agrupó con secuencias de referencia de la especie *Paramyrothecium roridum* (Figura 14). Con este tipo de secuencias es muy difícil llegar a reconocer a nivel de especies para el caso del género *Fusarium*. Nótese que en el caso de la secuencia de *P. roridum* esta se alineó en el árbol dentro de las secuencias de *Fusarium*. Esto solo nos dice que en el caso de las secuencias ITS estas dos especies encuentran mucha similitud en cuanto a su contenido genético, sin embargo, no pueden tratarse como una misma especie, debido a que el clado de

Paramyothecium está fuertemente agrupado (Bootstrap=100) lo cual indica un sólido y diferenciado clado que se encuentra relacionado genéticamente con *Fusarium*, al menos en la región ITS donde *Fusarium* puede tener diversas variaciones, modificaciones y mutaciones, por ello *P. roridum* podría encontrarse dentro de las ramificaciones asociadas a *Fusarium*; sin embargo, es importante recalcar que se trata de un clado diferente y más evolucionado que las especies de *Fusarium* para esa parte del genoma. O'Donnell & Cigelnik (1997) mencionan que las regiones ITS no proporcionan información adecuada que logre diferenciar con exactitud especies de *Fusarium*, por lo que no debe considerarse como único gen para taxonomía. Por ello se sugiere que se utilicen en conjunto diferentes regiones adicionales como TEF-1 α , RPB1 y RPB2 para amplificar la información filogenética de las secuencias a alinear (James et al., 2006).

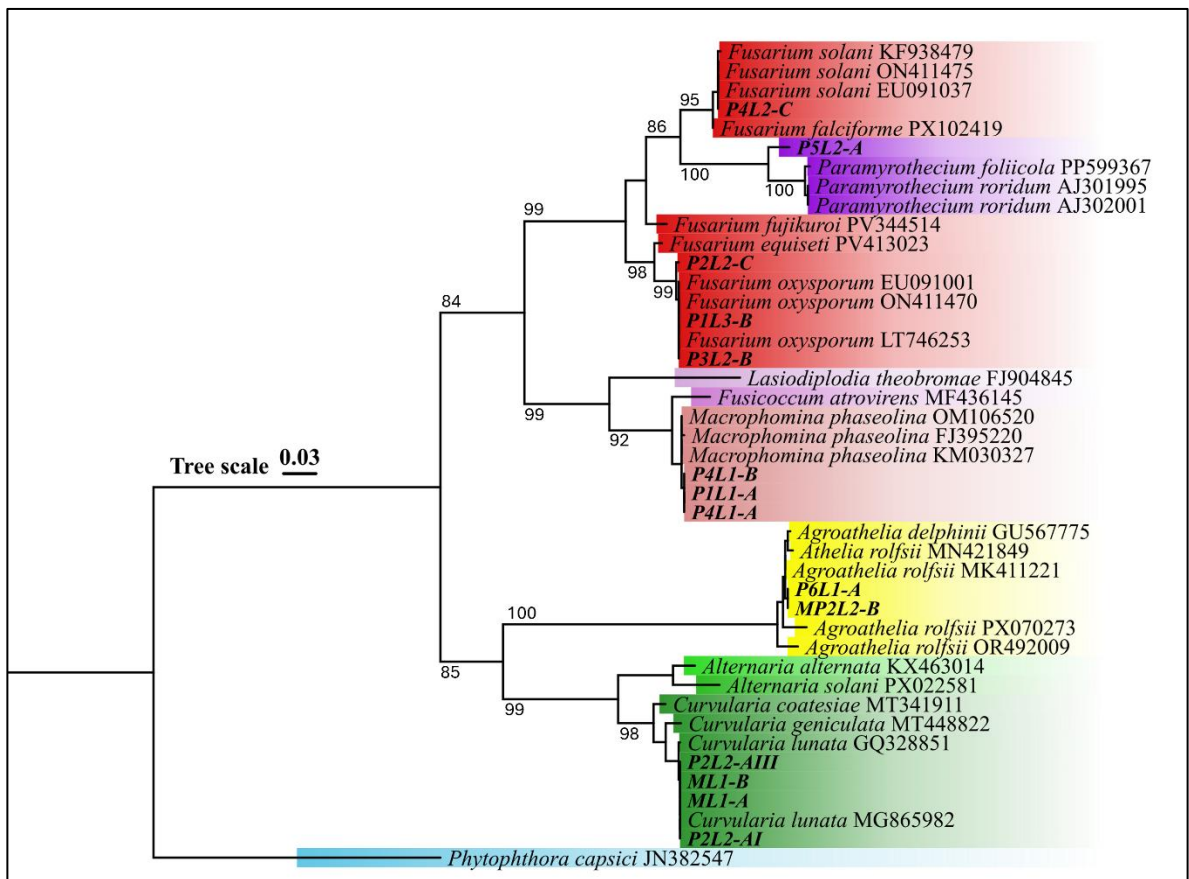


Figura 14. Árbol filogenético construido a partir de secuencias ITS para la identificación de géneros y especies encontradas dentro de las secuencias identificadas. En cursiva se encuentran

todas las secuencias de referencia utilizadas. En negritas se encuentran las secuencias de los hongos aislados en este estudio. Se ilustran los números de Bootstrap que son significativos en sus respectivas ramificaciones. Imagen elaborada por el autor.

El segundo árbol filogenético con secuencias de la región TEF-1 α expuso que las secuencias de los aislados pertenecen a cinco especies de *Fusarium* distintos (Figura 15). Estos fueron: *F. nirenbergiae*, *F. curvatum*, *F. oxysporum*, *F. annulatum* y *F. falciforme*. De estas especies la que se encuentra mayormente representada es *F. falciforme*.

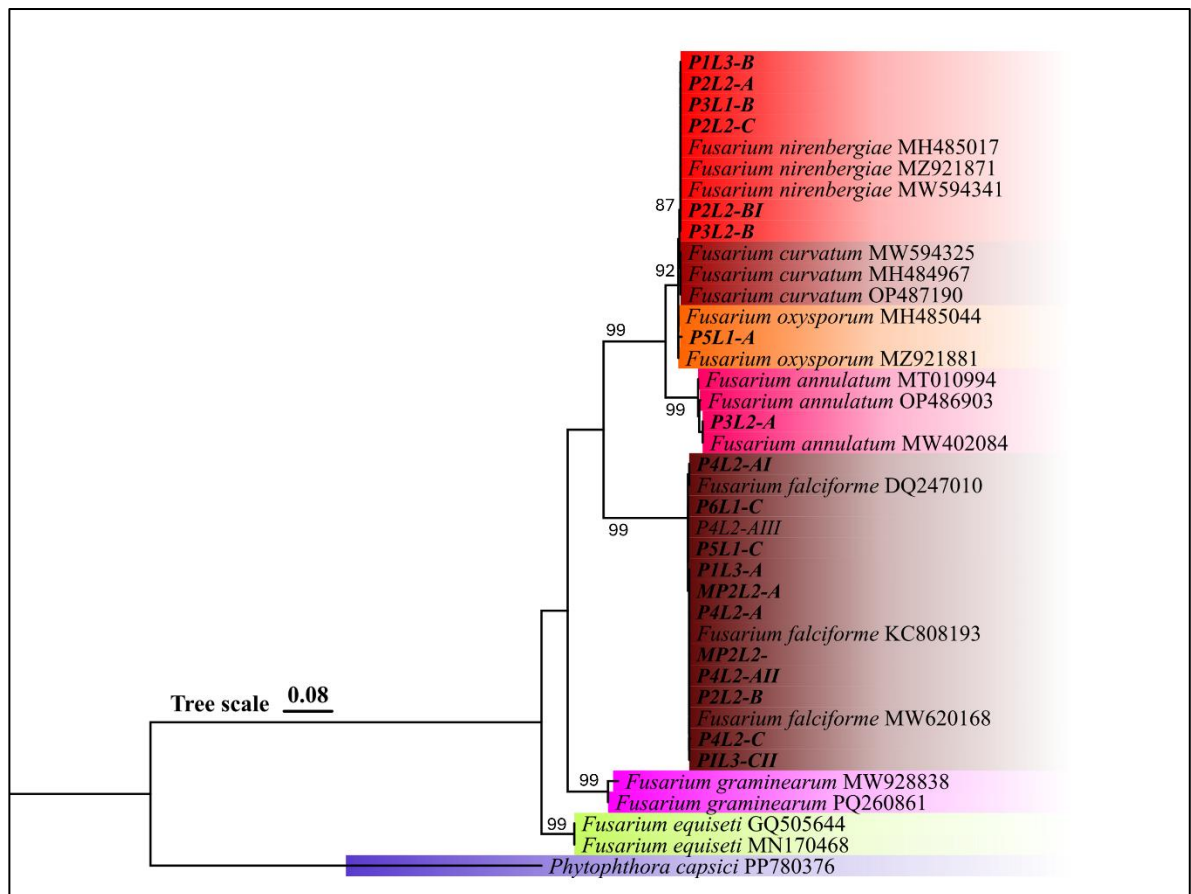


Figura 15. Árbol filogenético construido a partir de secuencias TEF para la identificación de especies dentro del género *Fusarium*. En cursiva se encuentran todas las secuencias de referencia utilizadas. En negritas se encuentran las secuencias de los hongos aislados en este estudio. Se ilustran los números de Bootstrap que son significativos en sus respectivas ramificaciones. Imagen elaborada por el autor.

3.3.3. Patogenicidad de aislados

La patogenicidad de plantas reveló que los principales organismos relacionados a la marchitez del chile al ser evaluados de forma independiente fueron en orden

descendente *Fusarium* y *Agroathelia* tomando valores de 86 y 80% respectivamente en plantas con síntomas asociados a marchitez, como amarillamientos y marchitamiento general (Figura 16). Después se encontraron los géneros *Macrophomina* y *Curvularia* con porcentajes de presencia de síntomas del 53 y 43% respectivamente. Finalmente, con un porcentaje de 20% de plantas infectadas, se obtuvo el género *Paramyrothecium*. Podemos inferir que *Fusarium* y *Agroathelia* son los patógenos primarios, encargados de la degradación de paredes celulares y tejidos para poder ingresar a la planta, mientras que *Macrophomina* y *Curvularia* responsables de infecciones secundarias. Dejando a *Paramyrothecium* como un hongo oportunista que ingresa a la planta una vez que esta se encuentra débil por la infección de hongos más agresivos.



Figura 16. Pruebas de patogenicidad general en plantas de chile. A: Testigo; B: Tratamiento con *Fusarium*; C: Tratamiento con *Agroathelia*, D: Tratamiento con *Macrophomina*; E: Tratamiento con *Curvularia*; F: Tratamiento con *Paramyrothecium*. Imagen elaborada por el autor.

Moon y Sang (2024) y Song et al. (2024) en sus estudios mencionan la presencia de *A. rolfsii* en plantas de pimiento. Remesal y colaboradores (2010) reportan a *Sclerotium rolfsii* causante del 88% de la pudrición de la corona en pimientos, un valor muy cercano al obtenido en este estudio. Flores-Moctezuma et al., (2008) en su estudio de diversidad genética de *S. rolfsii* en México, aislaron cepas de

este fitopatógeno de plantas de chile, sin embargo, no se mencionan las variedades muestreadas. Algunos otros autores reportaron la presencia de *S. rolfsii* como uno de los agentes patógenos asociados a la enfermedad de la marchitez del chile en el estado de Puebla (González-Pérez et al., 2004; Terrones-Salgado et al. 2022; Zuñiga-Mendoza & Ceja-Torres, 2017).

Diversos estudios han documentado el impacto de *M. phaseolina* en el pimiento, con tasas de infección del 10 al 60% (Csöndes et al., 2007) y síntomas de patogenicidad visibles 15 días después de la inoculación (Hussain et al., 2013). Además, se ha observado que el hongo compromete la germinación al reducir la actividad metabólica de las semillas (Anila et al., 2016). En el estado de Puebla, el patógeno se ha asociado históricamente con la marchitez del chile (González-Pérez et al., 2004) y, más recientemente, se reportó su presencia en cultivos de cacahuete en Chietla (Martínez-Salgado et al., 2021).

La presencia de *Curvularia lunata* como patógeno foliar ha sido ampliamente documentada en el género *Capsicum*. Mientras que Pei et al. (2017) la describen como causante de atizonamientos y pudriciones en *C. frutescens*, Qaisar et al. (2023) confirman este comportamiento en el follaje de *C. annuum*. En México, Cruz-Cerino et al. (2023) extienden este alcance a la pudrición de follaje y frutos en *C. chinense* en la Península de Yucatán. Además de su rol fitopatógeno, el hongo ha sido identificado en el suelo por Gutiérrez-Flores et al. (2020), quienes reportaron su presencia en zonas boscosas de *Pinus* en Tetela de Ocampo, Puebla.

Aunque *P. roridum* está presente en cultivos de chile en diversos países, incluyendo México (Khorshed et al., 2024), no se considera uno de los patógenos principales de la marchitez. Esto se debe a que infecta mayoritariamente la parte aérea de la planta, aunque su hallazgo en el suelo es posible debido a su persistencia en residuos vegetales y materia orgánica (Aumentado et al., 2024). Estudios recientes (Farokhian et al., 2024; Sugiyama et al., 2024) respaldan esta distinción, pues las pruebas de inocuidad confirman que el daño se localiza en tallos y hojas, descartando una infección directa en las raíces.

En el presente estudio se lograron aislar e identificar 17 cepas de *Fusarium* asociados a la marchitez de chile. La literatura afirma que los complejos de *Fusarium* están presentes en plantas de chile con síntomas de marchitez, entre ellos *F. oxysporum*, *F. proliferatum*, *F. solani*, *F. moniliforme*, *F. anthophilum*, *F. incarnatum* (Shao et al., 2024; Soylu et al., 2023). Se han identificado estos complejos de especies en distintas variedades de chiles picantes, entre los más representativos son *F. oxysporum* y *F. solani* (Naegele et al., 2017).

Aiello et al. (2021) mencionan que la especie *F. nirenbergiae* pertenece al complejo de *Fusarium oxysporum* (FOSC). Aiello et al. (2022) reportaron la presencia de *F. nirenbergiae* enfermando especies de ornamentales en Italia. Le et al. (2025) identificaron a *F. nirenbergiae* como causante de la enfermedad de pudrición de raíces en *lilium* en Vietnam. Li et al. (2025) confirman la presencia de esta especie en cultivo de papas en China. Cota-barreras et al. (2024) mencionan la presencia de *F. nirenbergiae* en cultivo de garbanzo en sonora y Sinaloa. Hasta donde sabemos no existe literatura que reporte la presencia de *F. nirenbergiae* en el estado de Puebla, pero existen reportes del complejo *F. oxysporum* en dicho estado (Castillo-Batista et al., 2025; García-Aguirre & Martínez-Flores, 2010; Vázquez-Hernández et al., 2025) como responsable de la enfermedad de marchitamiento en chiles (Rivera-Jiménez et al., 2018). Soufiani et al. (2025) mencionan a *F. curvatum* como una especie de *Fusarium* causante del amarillamiento y marchitez del guisante en Irán. Monteiro et al. (2025) aseguran que *F. curvatum* forma parte de los patógenos causantes de la queratitis en seres humanos en Brasil. Chang et al. (2026) afirman que esta especie se identificó en diferentes plantas de orquídeas con sintomatologías de marchitamiento en diferentes órganos de la planta en Taiwan. Es importante decir que, en el caso de esta especie, también forma parte del complejo FOSC. Perteneciente al complejo de *Fusarium fujikuroi* (FFSC), se ha identificado la presencia de *F. annulatum* en distintos cultivos, entre ellos en melón causando marchitamiento de raíces en España (Parra et al., 2022). También, se ha detectado la presencia de esta especie en el declinamiento de plantas de vid en California, Estados Unidos (Bustamante et al., 2022). Liu et al. (2025)

caracterizaron e identificaron la presencia de *F. annulatum* como agente causal del marchitamiento del bulbo en tulipanes en China. En el mismo país, Zhou et al. (2025) detectaron la presencia de *F. annulatum* en frutos de arándano. De la misma forma que las especies anteriores, aún no se reporta la presencia de *F. annulatum* asociada al marchitamiento de chiles en el estado de Puebla; sin embargo, sí se menciona la presencia del complejo al que pertenece (*F. fujikuroi*) en el estado (García-Aguirre & Martínez-Flores, 2010); además, generalmente se le asocia al cultivo de maíz. Sun et al. (2024) mencionan que la especie *F. falciforme* perteneciente al complejo *F. solani* (FSC) es causante de la enfermedad de marchitez de raíces en fresas, en China. Dutta et al. (2024) caracterizaron la presencia de *F. falciforme* en cultivos de cebolla en India. Silva et al. (2023) determinaron la presencia de esta especie causando pudrición de raíces en melón en Brasil. Wang et al. (2024) identificaron la presencia de *F. falciforme* causando marchitez en chiles en China. Srimali et al. (2025) encontraron a *F. falciforme* con causante de la pudrición de raíces en Chile en Sri Lanka. Alejo-Viderique et al. (2025) estudiaron la presencia de *F. falciforme* dentro del microbioma asociado con especies de vainilla en Veracruz, México. Payán-Arzapalo et al. (2024) mencionan la presencia de *F. falciforme* en plantas de fresa con síntomas de pudrición de raíces y marchitamiento, esto en Sinaloa. Tirado-Ramírez et al. (2018) encontraron la presencia de esta especie en plantas de cebolla en Angostura, Sinaloa. Tirado-Ramírez et al. (2021) reportaron la presencia de esta especie en cultivos de cebolla de la misma región del país. Rentería-Martínez et al. (2018) afirman que se encontró a *F. falciforme* causando marchitamiento y pudrición de raíces en cultivos de sandía en el estado de Sonora. Castro et al. (2023) identificaron a *F. falciforme* en plantas de *Capsicum* en el estado de Sinaloa. Reyes-Tena et al. (2019) realizaron estudios en marchitez de Chile en Chile chilaca (*C. annuum*) en Michoacán, donde logró asociar la enfermedad con *F. solani*.

Si bien no se encuentra información sobre la presencia de alguna de estas especies de *Fusarium*, ciertamente por los cambios en la taxonomía de este género (O'Donnell et al., 2021), podemos asociar dichas especies a la

enfermedad de marchitez de chile en el estado de Puebla, ya que se reporta la presencia en este estado del país a los complejos de especie a los que pertenecen dichas especies.

3.4. CONCLUSIONES

Mediante secuenciación molecular y caracterización morfológica se identificaron diversas especies fúngicas asociadas al tejido radical de plantas de chile con síntomas de marchitez en cultivos de Tehuiztzingo, Puebla, México. Entre las especies identificadas, *Agrothelia rolfsii* y *Fusarium* spp. presentaron la mayor frecuencia de aislamiento en las muestras analizadas, además *C. lunata* y *M. phaseolina* podrían considerarse colonizadores oportunistas.

Finalmente, debido a la dinámica reclasificación taxonómica de *Fusarium*, se identificaron especies que, según la literatura consultada, no habían sido reportadas previamente como agentes causales de pudrición radical y marchitez en el estado de Puebla, que son *F. nirenbergiae*, *F. curvatum*, *F. annulatum* y *F. falciforme*. Por lo tanto, este estudio constituye uno de los primeros reportes de dichas especies para la zona.

3.5. AGRADECIMIENTOS

Al laboratorio de Biología Molecular del Departamento de Fitotecnia de la Universidad Autónoma Chapingo. A la Secretaría de Ciencia, Humanidades, Tecnología e Innovación (SECIHTI).

3.6. LITERATURA CITADA

- Aiello, D., Fiorenza, A., Leonardi, G. R., Vitale, A., & Polizzi, G. (2021). *Fusarium nirenbergiae* (*Fusarium oxysporum* Species Complex) Causing the Wilting of Passion Fruit in Italy. *Plants*, 10(10), 2011. <https://doi.org/10.3390/plants10102011>
- Aiello, D., Gusella, G., Vitale, A., & Polizzi, G. (2022). Characterization of *Fusarium nirenbergiae* and *F. elaeidis* causing diseases on *Dipladenia* and *Grevillea* plants. *European Journal Of Plant Pathology*, 162(4), 885-896. <https://doi.org/10.1007/s10658-021-02444-z>

- Alejo-Viderique, A., Del Pilar Ortega-Larrocea, M., Rojas-Oropeza, M., & Cabirol, N. (2025). Mycorrhizal fungi and *Fusarium* species associated with vanilla in traditional management systems in Papantla, Veracruz, Mexico. *Botanical Sciences*, 103(3), 776-793. <https://doi.org/10.17129/botsci.3704>
- Anila Younas, A. Y., Khajista Jabeen, K. J., Sumera Iqbal, S. I., & Sumera Javed, S. J. (2016). Effect of *Macrophomina phaseolina* on germination, growth and physiology of *Capsicum frutescens* L.
- Aumentado, H. D. R., Seco, M. N., Corbita, V., Calabon, M. S., Bulasag, A., & Balendres, M. A. (2024). Plant pathogenic *Paramyrothecium* species: distribution, biology, epidemiology and disease management. *European Journal Of Plant Pathology*, 170(2), 437-449. <https://doi.org/10.1007/s10658-024-02911-3>
- Bustamante, M. I., Elfar, K., Smith, R. J., Bettiga, L. J., Tian, T., Torres, G. A., & Eskalen, A. (2022). First Report of *Fusarium annulatum* Associated with Young Vine Decline in California. *Plant Disease*, 106(10), 2752. <https://doi.org/10.1094/pdis-12-21-2790-pdn>
- Caldito, C. J., Bagacay, J. F. E., & Calabon, M. S. (2026). Morpho-molecular identification of mangrove root endophytic fungi from Nogas Island, Antique, Philippines. *Botanica Marina*. <https://doi.org/10.1515/bot-2025-0091>
- Castillo-Batista, J. C., Quiroz-Figueroa, F. R., Rodríguez-Negrete, E. A., Diarte-Plata, G., Felix-Gastelum, R., Leyva-López, N. E., & Santos-Cervantes, M. E. (2025). Identification of *Fusarium* Species Associated With Dry Rot of Potato Tubers in Sinaloa, Mexico. *Journal Of Phytopathology*, 173(3). <https://doi.org/10.1111/jph.70102>
- Castro, A. G., Orona, C. A. L., Urquidez, G. A. L., & Bueno, L. A. (2023). *Fusarium* spp. causando la enfermedad de marchitez vascular en cultivo de *Capsicum* spp. en Sinaloa, México. *Avances En Investigación Agropecuaria*, 27(Especial). <https://doi.org/10.53897/revaia.23.27.20>
- Chang, A., Chang, C., Wu, C., Lin, K., Chookoh, N., Unartngam, J., & Chung, W. (2026). Orchid diseases caused by *Fusarium oxysporum* species complex in Taiwan. *Frontiers In Plant Science*, 16, 1630094. <https://doi.org/10.3389/fpls.2025.1630094>
- Cota-Barreras, C. I., García-Estrada, R. S., León-Félix, J., Valenzuela-Herrera, V., Mora-Romero, G. A., Leyva-Madrigal, K. Y., & Tovar-Pedraza, J. M. (2024). Phylogeny, distribution, and pathogenicity of fusarioid fungi associated with chickpea wilt in Sinaloa and Sonora, Mexico. *Tropical Plant Pathology*, 49(5), 622-632. <https://doi.org/10.1007/s40858-024-00663-3>
- Crous, P., Lombard, L., Sandoval-Denis, M., Seifert, K., Schroers, H., Chaverri, P., Gené, J., Guarro, J., Hirooka, Y., Bensch, K., Kema, G., Lamprecht, S., Cai, L., Rossman, A., Stadler, M., Summerbell, R., Taylor, J., Ploch, S., Visagie, C., . . . Thines, M. (2021). *Fusarium*: more than a node or a foot-

- shaped basal cell. *Studies In Mycology*, 98, 100116.
<https://doi.org/10.1016/j.simyco.2021.100116>
- Crous, P. W., Hawksworth, D. L., & Wingfield, M. J. (2015). Identifying and Naming Plant-Pathogenic Fungi: Past, Present, and Future. *Annual Review Of Phytopathology*, 53(1), 247-267.
<https://doi.org/10.1146/annurev-phyto-080614-120245>
- Cruz-Cerino, P., Cristóbal-Alejo, J., Ruiz-Carrera, V., & Gamboa-Angulo, M. (2023). Plant Extracts from the Yucatan Peninsula in the In Vitro Control of *Curvularia lunata* and Antifungal Effect of *Mosannonna depressa* and *Piper neesianum* Extracts on Postharvest Fruits of Habanero Pepper. *Plants*, 12(16), 2908. <https://doi.org/10.3390/plants12162908>
- Csöndes, I., Kadlicskó, S., & Cseh, A. (2007). Susceptibility of different pepper varieties to *Macrophomina phaseolina* in field trials. *Cereal Research Communications*, 35(2), 333-336. <https://doi.org/10.1556/crc.35.2007.2.42>
- Cui, Y., Wu, B., Peng, A., & Song, X. (2022). First Report of *Curvularia lunata* Causing Leaf Spot on Shatangju in China. *Plant Disease*, 107(2), 556. <https://doi.org/10.1094/pdis-02-22-0360-pdn>
- Dutta, R., Jayalakshmi, K., Radhakrishna, A., Kumar, S., & Mahajan, V. (2024). Active Prevalence of *Fusarium falciforme* and *F. acutatum* Causing Basal Rot of Onion in Maharashtra, India. *Journal Of Fungi*, 10(6), 413. <https://doi.org/10.3390/jof10060413>
- Farokhian, S., Jamali, S., Khateri, H., & Abbasi, S. (2024). Delving Into Stem Canker Disease of Potato Caused by *Paramyothecium roridum*: A Morphological and Host Range Study in Iran. *Current Microbiology*, 82(1), 7. <https://doi.org/10.1007/s00284-024-03988-z>
- Flores-Moctezuma, H. E., Montes-Belmont, R., Rogel-Hernández, M. A., & Martínez-Romero, M. E. (2008). Genetic diversity of *Sclerotium rolfsii* Sacc. in Mexico. *Revista Mexicana de Fitopatología/Revista Mexicana de Fitopatología*, 26(1), 7-14. <http://www.scielo.org.mx/pdf/rmfi/v26n1/v26n1a2.pdf>
- García-Aguirre, G., & Martínez-Flores, R. (2010). Especies de *Fusarium* en granos de maíz recién cosechado y desgranado en el campo en la región de Ciudad Serdán, Puebla. *Fusarium species from corn kernels recently harvested and shelled in the fields in the Ciudad Serdán Region, Puebla. SHILAP Revista de Lepidopterología*. <https://doaj.org/article/30b0f9c356324173912e2f58f4699287>
- Geiser, D. M., Del Mar Jiménez-Gasco, M., Kang, S., Makalowska, I., Veeraraghavan, N., Ward, T. J., Zhang, N., Kulda, G. A., & O'donnell, K. (2004). FUSARIUM-ID v. 1.0: A DNA Sequence Database for Identifying Fusarium. *European Journal Of Plant Pathology*, 110(5-6), 473-479. <https://doi.org/10.1023/b:ejpp.0000032386.75915.a0>

- González-Pérez, Enrique; Yanez-Morales, MJ; Santiago, Vânia; Montero-Pineda, A. (2004). Fungi biodiversity on pepper wilt and some related factors, in Tlacotepec de Jost Manzo, El Verde, Puebla. *Agrociencia*. 38. 653-661.
- Gutiérrez-Flores, L. M., Mauricio-Gutiérrez, A., Carcaño-Montiel, M. G., Portillo-Manzano, E., Gómez-Velázquez, L., Sánchez-Alonso, P., & López-Reyes, L. (2020). Fungi associated with sick trees of *Pinus patula* in Tetela de Ocampo, Puebla, Mexico. *Archives Of Phytopathology And Plant Protection*, 53(13-14), 591-611.
<https://doi.org/10.1080/03235408.2020.1778241>
- Hariharan, G., & Prasannath, K. (2021). Recent Advances in Molecular Diagnostics of Fungal Plant Pathogens: A Mini Review. *Frontiers In Cellular And Infection Microbiology*, 10.
<https://doi.org/10.3389/fcimb.2020.600234>
- Hussain, F., Shaukat, S. S., Abid, M., Usman, F., & Akbar, M. (2013). Pathogenicity of some important root rot fungi to the chilli crop and their biological control. *International Journal of Biology and Biotechnology*, 10, 101-108
- James, T. Y., Kauff, F., Schoch, C. L., Matheny, P. B., Hofstetter, V., Cox, C. J., Celio, G., Gueidan, C., Fraker, E., Miadlikowska, J., Lumbsch, H. T., Rauhut, A., Reeb, V., Arnold, A. E., Amtoft, A., Stajich, J. E., Hosaka, K., Sung, G., Johnson, D., . . . Vilgalys, R. (2006). Reconstructing the early evolution of Fungi using a six-gene phylogeny. *Nature*, 443(7113), 818-822. <https://doi.org/10.1038/nature05110>
- Jia, C., Liu, S., Su, J., & Xu, C. (2026). Varietal traits of *Lycium barbarum* cultivars structure rhizosphere microbial communities and influence root rot susceptibility. *Applied Soil Ecology*, 223, 107057.
<https://doi.org/10.1016/j.apsoil.2026.107057>
- Khorshed, J., Abed, F. N. M., & Al-Dulaimi, F. K. Y. (2024). Characterization of *Paramyrothecium roridum* isolated from soil. *Journal Of Bioscience And Applied Research/Journal Of Bioscience And Applied Research*, 10(4), 695-712. <https://doi.org/10.21608/jbaar.2024.309341.1062>
- Le, D., Le, T. T., Ho, T. M., & Pham, D. T. B. (2025). Lisianthus Fusaria wilt: inter- and intra-specific variation in virulence of pathogens and biocontrol of the disease based on vietnamese *Streptomyces goshikiensis* STR61. *Journal Of Applied Microbiology*, 136(4). <https://doi.org/10.1093/jambio/lxaf079>
- Li, L., Wen, L., Zhu, T., & Ren, M. (2025). First Report of *Fusarium nirenbergiae* Causing Rot of Potato in China. *Plant Disease*, 109(3), 721.
<https://doi.org/10.1094/pdis-11-24-2413-pdn>
- Liu, Q., Miura, S., Liao, T., Luo, J., Shen, Y., Chen, L., Li, C., Li, B., & An, Q. (2025). First Report of *Fusarium annulatum* Causing Bulb Rot Disease of Tulip. *Horticulturae*, 11(5), 518.
<https://doi.org/10.3390/horticulturae11050518>

- Madrid, A. M. J., Allen, T. W., Vargas, A., Connor, A., & Wilkerson, T. H. (2022). First Report of *Curvularia* Leaf Spot of Field Corn, Caused by *Curvularia lunata*, in Mississippi. *Plant Disease*, 106(7), 1984. <https://doi.org/10.1094/pdis-10-21-2189-pdn>
- Martínez-Salgado, S. J., Romero-Arenas, O., Morales-Mora, L. A., Luna-Cruz, A., Rivera-Tapia, J. A., Silva-Rojas, H. V., & Andrade-Hoyos, P. (2021). First Report of *Macrophomina phaseolina* Causing Charcoal Rot of Peanut (*Arachis hypogaea*) in Mexico. *Plant Disease*, 105(9), 2722. <https://doi.org/10.1094/pdis-02-21-0337-pdn>
- Monteiro, R. C., Yu, M. C. Z., Dolatabadi, S., Hagen, F., Sandoval-Denis, M., Francisco, E. C., De Freitas, D., De Camargo, Z. P., Höfling-Lima, A. L., & Rodrigues, A. M. (2025). Molecular Tracking of Emerging *Fusarium* Species in Keratitis: *F. veterinarianum*, *F. contaminatum*, and *F. curvatum*. *Mycopathologia*, 190(1), 22. <https://doi.org/10.1007/s11046-025-00929-7>
- Moon, H. J., & Sang, M. K. (2024). Biocontrol of Southern Blight Caused by *Sclerotium rolfsii* in Pepper Plants Using *Bacillus subtilis* GJ6-14. *Research In Plant Disease*, 30(2), 181-188. <https://doi.org/10.5423/rpd.2024.30.2.181>
- Naegele, R. P., Granke, L. L., Fry, J., Hill, T. A., Ashrafi, H., Van Deynze, A., & Hausbeck, M. K. (2017). Disease Resistance to Multiple Fungal and Oomycete Pathogens Evaluated Using a Recombinant Inbred Line Population in Pepper. *Phytopathology*, 107(12), 1522-1531. <https://doi.org/10.1094/phyto-02-17-0040-r>
- O'Donnell, K. (1993). *Fusarium* and its near relatives. *Medical Entomology And Zoology*, 225-233. <http://ci.nii.ac.jp/naid/10012717685>
- O'Donnell, K., & Cigelnik, E. (1997). Two Divergent Intragenomic rDNA ITS2 Types within a Monophyletic Lineage of the Fungus *Fusarium* Are Nonorthologous. *Molecular Phylogenetics And Evolution*, 7(1), 103-116. <https://doi.org/10.1006/mpev.1996.0376>
- O'Donnell, K., Whitaker, B. K., Laraba, I., Proctor, R. H., Brown, D. W., Broders, K., Kim, H., McCormick, S. P., Busman, M., Aoki, T., Torres-Cruz, T. J., & Geiser, D. M. (2021). DNA Sequence-Based Identification of *Fusarium*: A Work in Progress. *Plant Disease*, 106(6), 1597-1609. <https://doi.org/10.1094/pdis-09-21-2035-sr>
- Pamala, P. J., Jayalakshmi, R. S., Vemana, K., Naidu, G. M., Varshney, R. K., & Sudini, H. K. (2023). Prevalence of groundnut dry root rot (*Macrophomina phaseolina* (Tassi) Goid.) and its pathogenic variability in Southern India. *Frontiers In Fungal Biology*, 4, 1189043. <https://doi.org/10.3389/ffunb.2023.1189043>
- Parra, M. Ä., Gómez, J., Aguilar, F. W., & Martinez, J. A. (2022). *Fusarium annulatum* causes *Fusarium* rot of cantaloupe melons in Spain. *Phytopathologia Mediterranea*, 16(2), 269-277. <https://doi.org/10.36253/phyto-13454>

- Payán-Arzapalo, M. A., López-Cuén, P. I., Vega-Gutiérrez, T. A., Molina-Cárdenas, L., López-Orona, C. A., Valenzuela-Tirado, G. A., & Tirado-Ramírez, M. A. (2024). First Report of *Fusarium falciforme* Causing Root Rot and Wilt on Strawberry in Sinaloa, Mexico. *Plant Disease*, 108(7), 2223. <https://doi.org/10.1094/pdis-02-24-0343-pdn>
- Pei, Y. L., Tao, S., Sun, Y. F., Feng, T. Z., & Long, H. B. (2017). First Report of *Capsicum frutescens* Leaf Spot Caused by *Curvularia lunata* in China. *Plant Disease*, 102(1), 241. <https://doi.org/10.1094/pdis-04-17-0597-pdn>
- Qaisar, M. H., Rajput, N. A., Atiq, M., Rehman, A., Kachelo, G. A., Ahmed, H., Zafar, H., Shaheen, H. M. U., & Rani, H. K. (2023). Inhibitory effect of Polyram DF and *Capsicum annuum* on leaf spot of rose caused by *Curvularia lunata* in vitro and in planta. *Plant Science Today*. <https://doi.org/10.14719/pst.2228>
- Raja, H. A., Miller, A. N., Pearce, C. J., & Oberlies, N. H. (2017). Fungal Identification Using Molecular Tools: A Primer for the Natural Products Research Community. *Journal Of Natural Products*, 80(3), 756-770. <https://doi.org/10.1021/acs.jnatprod.6b01085>
- Remesal, E., Lucena, C., Azpilicueta, A., Landa, B. B., & Navas-Cortés, J. A. (2010). First Report of Southern Blight of Pepper Caused by *Sclerotium rolfsii* in Southern Spain. *Plant Disease*, 94(2), 280. <https://doi.org/10.1094/pdis-94-2-0280c>
- Rentería-Martínez, M. E., Guerra-Camacho, M. Á., Ochoa-Meza, A., Moreno-Salazar, S. F., Del Carmen Meza-Moller, A., & Guzmán-Ortiz, J. M. (2018). Descripción y comparación entre morfotipos de *Fusarium brachygibbosum*, *F. falciforme* y *F. oxysporum* patogénicos en sandía cultivada en Sonora, México. *Revista Mexicana de Fitopatología/Revista Mexicana de Fitopatología*, 37(1). <https://doi.org/10.18781/r.mex.fit.1808-1>
- Reyes-Tena, A., Rodríguez-Alvarado, G., Santillán-Mendoza, R., Díaz-Celaya, M., & Fernández-Pavía, S. P. (2019). Marchitez causada por *Fusarium solani* en chile chilaca (*Capsicum annuum*) en Michoacán. *Revista Mexicana de Fitopatología/Revista Mexicana de Fitopatología*, 37(1). <https://doi.org/10.18781/r.mex.fit.1904-1>
- Rivera-Jiménez, M. N., Zavaleta-Mancera, H. A., Rebollar-Alviter, A., Aguilar-Rincón, V. H., García-De-Los-Santos, G., Vaquera-Huerta, H., & Silva-Rojas, H. V. (2018). Phylogenetics and histology provide insight into damping-off infections of 'Poblano' pepper seedlings caused by *Fusarium* wilt in greenhouses. *Mycological Progress*, 17(11), 1237-1249. <https://doi.org/10.1007/s11557-018-1441-2>
- Saikkonen, K. (2004). Evolution of endophyte?plant symbioses. *Trends In Plant Science*, 9(6), 275-280. [https://doi.org/10.1016/s1360-1385\(04\)00102-5](https://doi.org/10.1016/s1360-1385(04)00102-5)
- Seghers, D., Wittebolle, L., Top, E. M., Verstraete, W., & Siciliano, S. D. (2004). Impact of Agricultural Practices on the Zea mays L. Endophytic

- Community. *Applied And Environmental Microbiology*, 70(3), 1475-1482. <https://doi.org/10.1128/aem.70.3.1475-1482.2004>
- Shao, Y., Ji, S., Xuan, G., Ren, Y., Feng, W., Jia, H., Wang, Q., & He, S. (2024). Detection and Analysis of Chili Pepper Root Rot by Hyperspectral Imaging Technology. *Agronomy*, 14(1), 226. <https://doi.org/10.3390/agronomy14010226>
- Silva, S. G. A., Costa, M. M., Cardoso, A. M. S., Nascimento, L. V., Barroso, K. A., Nunes, G. H. S., Pfenning, L. H., & Ambrósio, M. M. Q. (2023). *Fusarium falciforme* and *Fusarium suttonianum* cause root rot of melon in Brazil. *Plant Pathology*, 72(4), 721-730. <https://doi.org/10.1111/ppa.13701>
- Song, D., Wen, R., Chen, K., Wen, F., Xing, D., & Wu, Z. (2024). Application of thifluzamide to stem rot in peppers: Infection and control mechanisms of *Sclerotium rolfsii*. *Pesticide Biochemistry And Physiology*, 200, 105846. <https://doi.org/10.1016/j.pestbp.2024.105846>
- Soufiani, M. G., Abrinbana, M., & Pouralibaba, H. R. (2025). Identification and pathogenicity assessment of *Fusarium* species associated with grass pea yellowing and wilting in Iran. *Physiological And Molecular Plant Pathology*, 136, 102587. <https://doi.org/10.1016/j.pmpp.2025.102587>
- Soylu, S., Atay, M., Kara, M., Uysal, A., Soylu, E. M., & Kurt, Ş. (2023). Morphological and molecular characterization of *Fusarium incarnatum* as a causal disease agent of pepper (*Capsicum annuum*) fruit rot. *Journal Of Phytopathology*, 171(11-12), 688-699. <https://doi.org/10.1111/jph.13228>
- Srimali, P. U. N. E., Deshappriya, N., Attanayake, R. N., Manamgoda, D. S., & Munasinghe, M. L. A. M. S. (2025). First report of *Fusarium falciforme* causing damping-off of *Capsicum annuum* in Sri Lanka. *New Disease Reports*, 51(2). <https://doi.org/10.1002/ndr2.70032>
- Sugiyama, L. S., Bushe, B. C., Brill, E., Villalun, M., Nakamoto, A. A., & Keith, L. M. (2024). First Report of Leaf Spot Caused by *Paramyothecium roridum* on *Coffea arabica* in Hawai'i, U.S.A. *Plant Disease*, 108(10), 3198. <https://doi.org/10.1094/pdis-04-24-0746-pdn>
- Sun, X., Xin, Z., Xin, X., & Wu, B. (2024). First Report of Strawberry Root Rot Caused by *Fusarium falciforme* in China. *Plant Disease*, 108(7), 2233. <https://doi.org/10.1094/pdis-11-23-2330-pdn>
- Tamiru, S., Bekele, B., Selvaraj, T., Caine, T., Gurmessa, N. E., & Buddie, A. (2025). Morpho-genetic and pathogenic characterization of *Macrophomina phaseolina* (Tassi) Goid isolates causing dry root rot of chickpea (*Cicer arietinum* L.) in Ethiopia. *Physiological And Molecular Plant Pathology*, 142, 103090. <https://doi.org/10.1016/j.pmpp.2025.103090>
- Tanjila, N., Islam, S., Akhter, M. S., Hossain, M. M., Alam, M. S., & Begum, F. (2024). Characterization of *Sclerotium rolfsii* causing foot rot: a severe threat of betel vine cultivation in Bangladesh. *3 Biotech*, 14(2), 58. <https://doi.org/10.1007/s13205-023-03890-8>

- Terrones-Salgado, J., Ortega-Acosta, S. Á., Ortega-Acosta, C., Rodríguez-Esquivel, M., Sánchez-Ruiz, F. J., Palemón-Alberto, F., & Vallejo-Pérez, M. R. (2022). First Report of *Athelia rolfsii* (*Sclerotium rolfsii*) Causing Southern Blight on *Pachyrhizus erosus* in Mexico. *Plant Disease*, 107(1), 225. <https://doi.org/10.1094/pdis-04-22-0874-pdn>
- Tirado-Ramírez, M. A., López-Orona, C. A., De J Velázquez-Alcaraz, T., Díaz-Valdés, T., Velarde-Félix, S., Martínez-Campos, A. R., & Retes-Manjarrez, J. E. (2018). First Report of Onion Basal Rot Caused by *Fusarium falciforme* in Mexico. *Plant Disease*, 102(12), 2646. <https://doi.org/10.1094/pdis-05-18-0757-pdn>
- Tirado-Ramirez, M. A., López-Urquidez, G. A., Amarillas-Bueno, L. A., Retes-Manjarrez, J. E., Vega-Gutiérrez, T. A., Avendaño, J. E. L., & López-Orona, C. A. (2021). Identification and virulence of *Fusarium falciforme* and *Fusarium brachygibbosum* as causal agents of basal rot on onion in Mexico. *Canadian Journal Of Plant Pathology*, 43(5), 722-733. <https://doi.org/10.1080/07060661.2021.1894241>
- Vázquez-Hernández, D. A., Terrones-Salgado, J., & Muñoz-Arenas, L. C. (2025). Caracterización de hongos fitopatógenos en plantíos de Agave mezcalero (*A. potatorum*) y su biocontrol con bacterias cianotróficas. *Zenodo (CERN European Organization For Nuclear Research)*. <https://doi.org/10.5281/zenodo.15571986>
- Wang, X., Huang, Y., Yang, N., Wang, X., Shen, X., Pei, L., Wang, Y., & Zhang, H. (2024). First Report of *Fusarium falciforme* Causing Fusarium Wilt on Pepper in Hainan, China. *Plant Disease*, 108(12), 3657. <https://doi.org/10.1094/pdis-09-24-1854-pdn>
- Weising, K., Nybom, H., Pfenninger, M., Wolff, K., & Kahl, G. (2005). DNA Fingerprinting in Plants. En CRC Press eBooks. <https://doi.org/10.1201/9781420040043>
- White, T., Bruns, T., Lee, S., & Taylor, J. (1990). AMPLIFICATION AND DIRECT SEQUENCING OF FUNGAL RIBOSOMAL RNA GENES FOR PHYLOGENETICS. En *Elsevier eBooks* (pp. 315-322). <https://doi.org/10.1016/b978-0-12-372180-8.50042-1>
- Zhou, Y., Zhang, W., Wu, L., Chen, P., Li, X., Wen, G., Tangtrakulwanich, K., Chethana, K. W. T., Al-Otibi, F., Hyde, K. D., & Yan, J. (2025). Characterization of Fungal Pathogens Causing Blueberry Fruit Rot Disease in China. *Pathogens*, 14(2), 201. <https://doi.org/10.3390/pathogens14020201>
- Zuñiga-Mendoza, E. & Ceja-Torres, L. (2017). *In vitro* antagonism of *Trichoderma harzianum* on *Sclerotium cepivorum* Berk. and *S. rolfsii* Sacc., causal agents of onion rot. *Phyton*, 86(1), 7-13. <https://doi.org/10.32604/phyton.2017.86.007>

4. CARACTERIZACIÓN DEL ANTAGONISMO *in vitro* DE *Trichoderma* spp. SOBRE ESPECIES DE HONGOS ASOCIADOS A LA MARCHITEZ DEL CHILE.

RESUMEN

Las enfermedades de raíz son un problema latente en el manejo y producción de cultivos de alto valor como el caso del Chile. Este tipo de enfermedad genera una gran pérdida económica al productor por la merma de plantas y producción debido al marchitamiento general causado por la pudrición de raíces que esto genera. Una de las formas de controlar el avance de la enfermedad es el uso de organismos antagónicos que disminuyan el crecimiento propio de los patógenos. Bajo esta premisa, el objetivo de este estudio fue comprobar el nivel antagónico *in vitro* de cepas de *Trichoderma* sobre hongos fitopatógenos asociados a la enfermedad de marchitez del Chile. Para ello se probaron 3 especies de *Trichoderma* (*T. asperellum*, *T. harzianum* y *T. virens*) sobre 4 organismos asociados con la enfermedad de marchitez de Chile (*Fusarium nirenbergiae*, *Agroathelia rolfii*, *Rhizoctonia solani* y *Phytophthora capsici*). Se realizaron las pruebas de confrontación dual en condiciones controladas de laboratorio. Se obtuvieron porcentajes de inhibición del crecimiento radial arriba del 58% en la mayoría de los tratamientos. *T. asperellum* presentó tasas de 23.75% (*Fusarium*), 81.13% (*Rhizoctonia*) y 58.33% (*Agroathelia*); en el caso de *T. harzianum* las tasas fueron de 66.25%, 72.16% y 69.60% respectivamente; para *T. virens* fueron de 70%, 83.96% y 66.66% respectivamente. Para el caso de *Phytophthora* no se obtuvieron diferencias estadísticamente significativas ya que en todos los tratamientos se obtuvo una inhibición del 100%. Las curvas de regresión lineal realizadas refuerzan la hipótesis que el uso de *Trichoderma* como agente antagonista reduce el crecimiento de los agentes antagonistas. Se pretende corroborar la actividad metabólica de las cepas, así como realizar pruebas *in vivo* que corroboren la efectividad de las cepas y estas puedan ser utilizadas en campo como una alternativa más segura para el manejo de la enfermedad.

Palabras clave: Manejo, Alternativo, Micoparasitismo, Pruebas, Duales.

4.1. INTRODUCCIÓN

La pudrición radicular es una de las enfermedades más importantes dentro del sector agrícola, las pérdidas que ocasiona pueden ir desde bajos niveles como 5-15% hasta pérdidas devastadoras, donde se infectan parcelas completas

(Williamson-Benavides & Dhingra, 2021). Los síntomas observables aparecen cuando la infección dentro de la planta se encuentra en niveles medios a altos (Bodah, 2017). Las condiciones climáticas juegan un papel muy importante para presencia de la enfermedad, influyendo directamente en la carga de inóculo presente en el suelo, así como la diseminación de las estructuras infectivas; siendo mayor en rotaciones de un mismo cultivo y en plantas susceptibles (Gossen et al., 2016).

Se considera que el agente causal de la enfermedad es un complejo de organismos fitopatógenos que se encuentran en la rizosfera de la planta e ingresan a esta por diversos mecanismos, causando el detrimento del sistema circulatorio, reduciendo la actividad metabólica de la planta, su habilidad de generar alimentos y finalmente repercutiendo directamente en la producción y calidad de los productos cosechables (Han et al., 2025). Entre los organismos considerados dentro del complejo causante de la enfermedad de marchitez se encuentran hongos como *Fusarium*, *Rhizoctonia*, *Alternaria*, *Macrophomina*, *Sclerotinia*, *Sclerotium* (Arslan & Aydin, 2025; Gonzalez et al, 2010; Guan et al, 2021; Quispe-Mamani et al., 2025; Misra & Mall, 2024; Rahman et al, 2020; Uwaremwe et al, 2020; Wang & Li, 2025) y oomicetos como *Pythium* y *Phytophthora* (Ao et al., 2024; Arora et al, 2021; Barchenger et al., 2023; Giachero et al, 2022; Legrifi et al, 2023; McGehee et al, 2018); también se llegan a considerar algunas bacterias dentro del complejo.

Existen diferentes técnicas y procedimientos para el manejo y control de la enfermedad en campo, la mayoría enfocadas en la prevención, ya que el inóculo se encuentra en el suelo.

Dentro del control alternativo de enfermedades en la agricultura, se encuentra el uso de microorganismos antagonistas de patógenos (Zhao et al., 2022). El uso de agentes antagonistas dentro de la agricultura busca generar un manejo eficiente de la enfermedad, sin tener efectos adversos al ambiente y a la biosfera del suelo (Husseina et al., 2022). *Trichoderma* sp. es uno de los principales agentes usados para el manejo de enfermedades causadas por hongos

fitopatógenos debido a la eficiencia en el control de estos, ya que cuenta con diferentes mecanismos de acción como micoparasitismo, antibiosis o competencia por nutrientes, así como tener actividad potencial de inductor de crecimiento hacia las plantas; estos mecanismos varían de acuerdo con las cepas con las que se trabaje y los patógenos con los que interactúa (Güçlü & Özer, 2022; Elshahawy & Marrez 2023; López-López et al., 2022; Yassin et al., 2022). El objetivo de esta investigación fue comprobar el nivel antagónico *in vitro* de cepas de *Trichoderma* sobre hongos fitopatógenos asociados a la enfermedad de marchitez del chile.

4.2. MATERIALES Y MÉTODOS

4.2.1. Obtención de cepas patógenas

Las cepas de los hongos patógenos utilizadas en este experimento fueron de *Phytophthora*, *Rhizoctonia*, *Agroathelia* y *Fusarium*. Las cepas de *Phytophthora capsici* y *Rhizoctonia solani* fueron proporcionadas por el cepario del Laboratorio de Biología Molecular del Departamento de Fitotecnia, en la Universidad Autónoma Chapingo; estas cepas se encuentran identificadas molecularmente y su información se encuentra en la base de datos de GenBank con los números de registro PP922286.1 y PP713022.1 y fueron extraídas de cultivos de chile manzano (*Capsicum pubescens*). Las cepas de *Fusarium* y de *Agroathelia* utilizadas fueron aisladas a partir de plantas de chile, que se menciona en el capítulo anterior de este documento. En caso de *Fusarium*, se utilizó una de las cepas de *Fusarium nirenbergiae*, por ser la especie más agresiva en estudios previos de agresividad del complejo de especies encontrado; mientras que, para el caso de *Agroathelia* se utilizó una de las dos cepas de *Agroathelia rolfsii* aisladas.

4.2.2. Obtención de cepas antagónicas de *Trichoderma*

Se utilizaron tres especies diferentes de *Trichoderma* que fueron *Trichoderma harzianum*, *Trichoderma asperellum* y *Trichoderma virens*. La cepa de

Trichoderma harzianum se obtuvo de un producto comercial que fue TrichodermaSub® de AgroNortech y está recomendado para uso agrícola para el tratamiento de enfermedades fúngicas. La cepa de *T. asperellum* fue donada por el Laboratorio de Fitopatología del Departamento de Microbiología de la Escuela Nacional de Ciencias Biológicas del Instituto Politécnico Nacional; esta cepa se encuentra identificada y referenciada de la base de datos de GenBank y su clave de acceso es SAMN42769535; dicha cepa fue extraída de chinampas del lago de Xochimilco de un cultivo de chiles de la variedad “Chicuarote”, cuya variedad se encuentra en peligro de extinción (Meléndez et al., 2018). La cepa de *T. virens* fue aislada para este experimento del campo de chiles de Tehuiztzingo Puebla, de donde se aislaron los hongos del capítulo III de este trabajo. Esta cepa fue aislada, e identificada molecularmente a través de la secuenciación de fragmentos de la región TEF, con los primers EF-1 y EF-2 (Geiser et al., 2004) para la zona 1-α y comparado con la base de datos de GenBank.

4.2.3. Diseño experimental

El diseño experimental consideró dos factores que fueron el factor patógeno y el factor antagonista. Se consideraron 4 repeticiones para cada uno de los tratamientos de combinación de patógeno/antagonista; además se tuvieron controles para el crecimiento de los hongos por separado, tanto de los hongos antagonistas como de los patógenos. Se consideraron dos variables, respuestas que fueron crecimiento radial (mm) y el porcentaje de inhibición del patógeno. El crecimiento radial se evaluó durante 84 hrs, tomando mediciones cada 12 hrs. El porcentaje de inhibición del crecimiento radial (PICR) se consideró a las 84 horas de establecimiento de la confrontación y se obtuvo con la fórmula:

$$PICR = \frac{(CP_c - CP_t)}{(CP_c)} \times 100$$

Donde:

CP_c = Crecimiento del patógeno en el control (mm)

CP_t = Crecimiento del hongo con la presencia de *Trichoderma*

El CP_c se obtuvo como un promedio del crecimiento de las 4 repeticiones del testigo, mientras que el CP_t fue considerado por separado para cada una de las repeticiones.

Para el **porcentaje de inhibición**, se empleó la prueba no paramétrica de **Kruskal-Wallis**, dado que los datos no cumplieron con los supuestos de normalidad y homogeneidad de varianza. Por otro lado, la variable de **crecimiento radial** se evaluó mediante modelos de **regresión lineal** para determinar la tasa de crecimiento de cada fitopatógeno. Posteriormente, dichas tasas se sometieron a un **análisis de varianza (ANOVA)** para identificar diferencias significativas. Este último análisis se realizó de forma independiente para cada patógeno, comparando específicamente su tasa de crecimiento en presencia frente a la ausencia de *Trichoderma*

4.2.4. Establecimiento del experimento

Para las **confrontaciones duales**, los hongos fitopatógenos y antagonistas se cultivaron en medios PDA y V8 agar (este último exclusivo para *Phytophthora*). Previamente, se determinaron las curvas de crecimiento inicial para asegurar que la obtención de los **discos de micelio** se realizara durante la fase de crecimiento activo. Con base en estos datos, se estandarizó la siembra de modo que todas las colonias presentaran un diámetro de **2 cm** al momento de ser transferidas a las pruebas de confrontación. Los parches se colocaron en placas con medio PDA para todas las confrontaciones y se colocaron a extremos opuestos de la placa a una distancia de 1.5 cm desde el borde de la placa hacia el centro del parche de micelio. Las placas de confrontación se incubaron a una temperatura de 26°±0.5 °C durante 84 horas.

4.3. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Las confrontaciones se monitorearon durante 84 horas, momento en el cual se realizaron las evaluaciones visuales (Figura 17). En el caso de *P. capsici*, las tres

cepas de *Trichoderma* exhibieron predominantemente **micoparasitismo**, cubriendo por completo el micelio del patógeno. Para *R. solani*, se observó una combinación de **actividad enzimática y micoparasitismo**. Por el contrario, en la interacción con *A. rolfsii*, predominó el antagonismo mediado por enzimas, generando una **franja de inhibición** donde los micelios no tuvieron contacto físico, aunque también se detectó micoparasitismo posterior. Finalmente, frente a *F. nirenbergiae*, los antagonistas mostraron una respuesta mixta que incluyó tanto mecanismos enzimáticos como micoparasitismo.

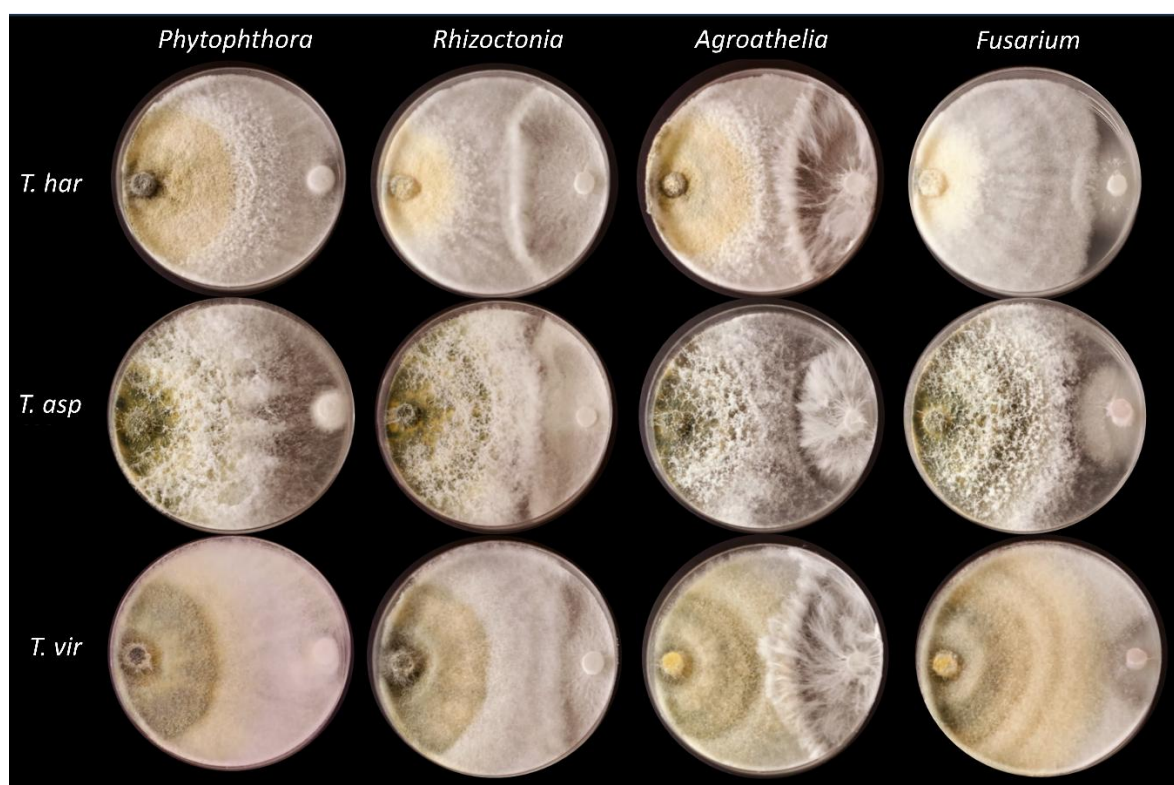


Figura 17. Confrontaciones en placa Petri con medio PDA de los hongos asociados con la enfermedad de marchitez y *Trichoderma* sp. como hongo antagonista. T. har: *Trichoderma harzianum*; T. asp: *Trichoderma asperellum*; T. vir: *Trichoderma virens*. Obsérvese en las placas del lado izquierdo el crecimiento de los antagonistas y del lado derecho el crecimiento de los patógenos. Imagen elaborada por el autor.

4.3.1. Inhibición del crecimiento de los patógenos

Los resultados de inhibición indicaron que, para *Fusarium*, las cepas de *T. harzianum* (66.25%) y *T. virens* (70%) superaron significativamente a *T. asperellum*, la cual alcanzó solo un 23.75% de PICR. En el caso de *Rhizoctonia*,

los mayores niveles de control se observaron con *T. virens* (83.96%) y *T. asperellum* (81.13%), sin diferencias estadísticas entre ambos, mientras que *T. harzianum* presentó un promedio de 72.16%. Para *Agroathelia*, los tres tratamientos mostraron un comportamiento estadístico similar, con valores de 69.60%, 66.66% y 58.33% (*T. harzianum*, *T. virens* y *T. asperellum*, respectivamente). Finalmente, en *Phytophthora* no hubo diferencias significativas, ya que todos los antagonistas lograron una inhibición del 100%.

Lo anterior se corrobora en la literatura, como ejemplo tenemos el uso de *T. harzianum* como antagonista de *Fusarium* spp. en diversas especies hortícolas, donde por lo general se obtiene un PICR que se encuentra en un rango de 52% a 95%, considerados como valores aceptables en el control de la enfermedad en tabaco (Ceiro-Catasú et al., 2021), maíz (Yassin et al., 2021), fresa (Hannan et al., 2025; Tomar et al., 2026), banano (Tran et al., 2026), sábila (Martínez-Padrón et al., 2023), entre otros. De la misma forma, los estudios realizados con *T. asperellum* revelan un rango de inhibición que va de 53% al 96% del crecimiento de *Fusarium* aislado de sábila (Martínez-Padrón et al., 2023), agave (Aparicio-Burgos et al., 2025), papa (Pooja et al., 2025) y especies medicinales (Gu et al., 2025). En el caso de la efectividad de *T. virens* sobre *Fusarium*, Banerjee et al. (2020) mencionaron que presenta un PICR promedio del 80% sobre dicho patógeno.

Para el caso de la inhibición *in vitro* de *A. rolfsii* utilizando a *T. harzianum* como agente antagonista, se reporta un rango de PICR entre el 62 y 86%, sobre cepas extraídas de cebollas (Zúñiga-Mendoza y Ceja-Torres, 2017), jazmín (Khan et al., 2024), maní (Meena et al., 2024) y tomates (Shanmugaraj et al., 2024). *T. asperellum* reporta valores entre el 20% y 95% en confrontaciones duales para el control *in vitro* de este patógeno aislado principalmente de sintomatologías asociadas a la pudrición del cuello o de la corona en diversos cultivos (Ayyandurai et al., 2023; Herrera-Rodríguez et al., 2024; Shanmugaraj et al., 2023). Sobre el antagonismo de *T. virens* se mencionan valores que oscilan entre el 52% al 95% de inhibición del patógeno en confrontaciones duales (Motlagh et al., 2022;

Nawaranthna et al., 2025; Shanmugaraj et al., 2024). Estos resultados permiten afirmar que las tres cepas de *Trichoderma* utilizadas en este estudio para el control de *A. rolfsii* se encuentran dentro del rango considerado como efectivo.

En el control in vitro de especies como *P. capsici*, *P. cinnamomi* y *P. infestans* se reportan rangos de PICR de 38% a 87% utilizando *T. harzianum*, del 65% al 81% en el caso de *T. asperellum* y de 48% a 86% confrontándolo con *T. virens*; estos datos son presentados de cepas patógenas aisladas de tomate (Uddin et al., 2018), chiles (De Ita et al., 2021; Nawaz et al., 2018; Torres-Torres et al., 2023), pimienta (Tomah et al., 2020) aguacate (Ayyandurai et al., 2024), entre otros (John et al., 2024). Comparado con los datos encontrados en la literatura las cepas estudiadas tuvieron un mejor comportamiento al inhibir la cepa de *P. capsici* utilizada en un 100%, lo que sugiere una mayor actividad antagónica sobre este patógeno que lo reportado por otros autores.

T. asperellum es la especie más utilizada para el control de *R. solani* según la literatura consultada y su porcentaje de inhibición del patógeno se puede encontrar en valores entre el 50% al 87% en estudios *in vitro* (Almaghasla et al., 2023; Jambhulkar et al., 2024; Lestari et al., 2025; Mirsam et al. 2023; Torres-Torres et al., 2023). Para *T. virens* y *T. harzianum* se manejan datos de inhibición en un rango del 13% al 73% en pruebas *in vitro* sobre este patógeno (Buswal et al., 2025; El-Sharkawy et al., 2024; Halifu et al., 2020). En este estudio también se obtuvieron buenos resultados con *T. asperellum* como se sugiere en estudios consultados, además de obtener resultados similares con *T. virens*.

4.3.2. Comportamiento de las tasas de crecimiento

Las comparaciones de las tasas de crecimiento de los hongos sin interacción mostraron que las tres cepas de *Trichoderma* presentan las mayores tasas de crecimiento con medias de 1.05, 0.98 y 0.97 para *T. virens*, *T. harzianum* y *T. asperellum* respectivamente; dichas tasas de crecimiento son estadísticamente iguales. Después de los *Trichoderma*, los patógenos que tienen las mayores tasas de crecimiento fueron *Rhizoctonia* y *Agroathelia*, con medias de 0.65 y 0.62;

posteriormente se encuentran las tasas de crecimiento de *Fusarium* con una media de 0.27 y finalmente *Phytophthora* con una media de 0.09 (Figura 18).

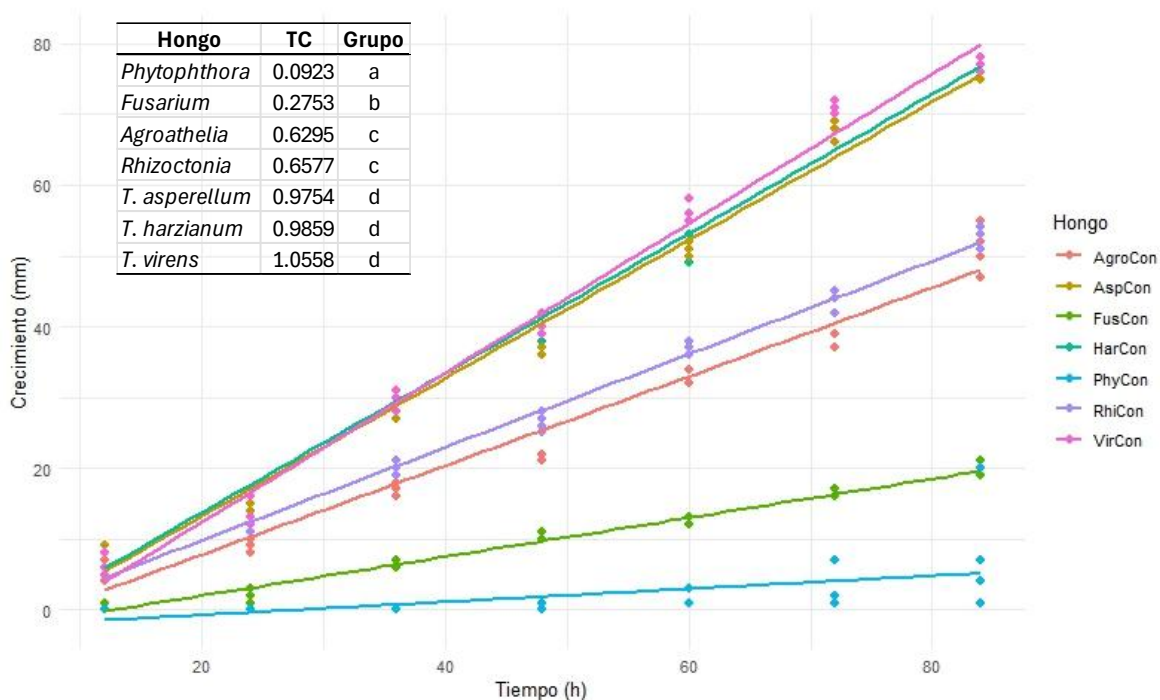


Figura 18. Curvas de regresión lineal de los distintos hongos en crecimiento individual (Controles), utilizados para las pruebas de antagonismo. AgroCon: control de *Agroathelia*; AspCon: control de *T. asperellum*; FusCon: control de *Fusarium*; HarCon: control de *T. harzianum*; PhyCon: control de *Phytophthora*; RhiCon: control de *Rhizoctonia*; VirCon: control de *T. virens*. Se muestran las tasas de crecimiento (TC) y las agrupaciones de las comparaciones de estas. Imagen elaborada por el autor.

En el caso de *Agroathelia*, se registró una reducción en la tasa de crecimiento ante la aplicación de los antagonistas; estadísticamente, el efecto fue equivalente para los tres tratamientos de las especies de *Trichoderma*. Una tendencia similar se presentó en *Fusarium* y *Rhizoctonia*, donde se confirmó una disminución generalizada de las tasas de desarrollo, sin diferencias estadísticas significativas entre las cepas antagonistas. Para *Phytophthora*, el análisis identificó a *T. virens* como el único tratamiento con una diferencia estadística respecto al control, posicionándolo como el inhibidor más efectivo, aunque las demás cepas también limitaron el crecimiento del patógeno sin llegar a diferenciarse del testigo (Figura 19).

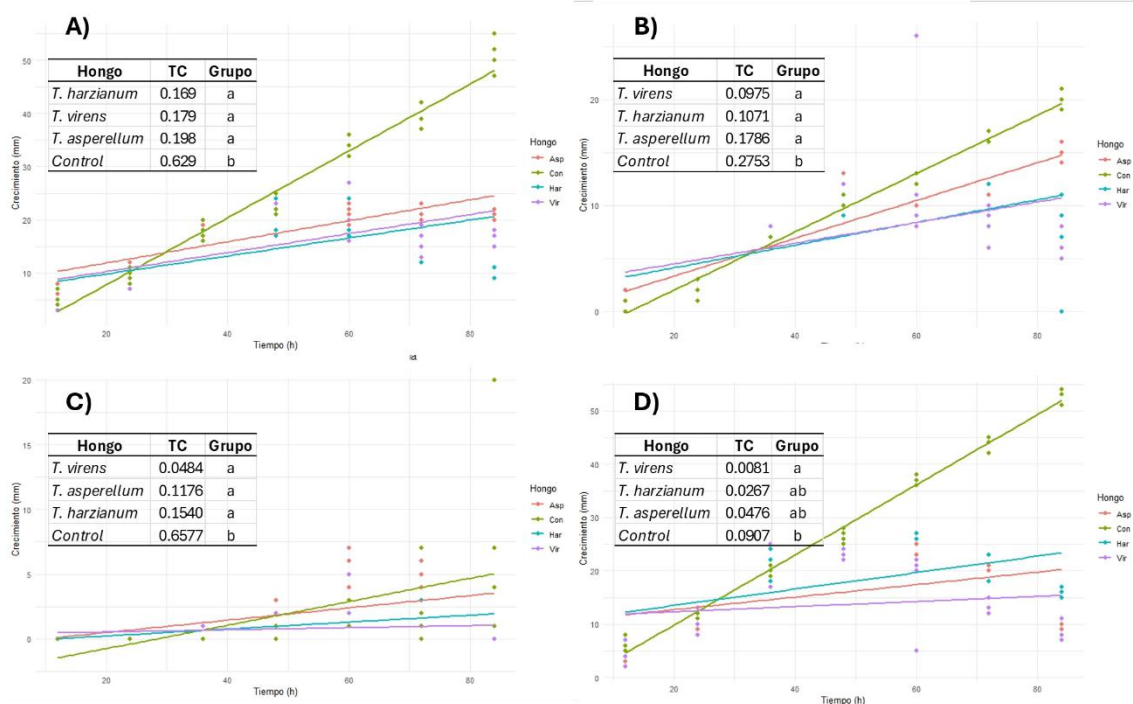


Figura 19. Gráficas de regresión lineal de para cada uno de los patógenos con y sin tratamiento de *Trichoderma*. A: gráficas de regresión para *Agroathelia rolfsii*; B: gráficas de regresión para *Fusarium nirenbergiae*; C: Gráficas de regresión para *Phytophthora capsici*; D: gráficas de regresión para *Rhizoctonia solani*. Se muestran también las tasas de crecimiento (TC) para cada uno de los tratamientos y las agrupaciones de su comparación estadística. Imagen elaborada por el autor.

Existen diversas interacciones patógeno-antagonista que permiten el control del crecimiento fúngico. Entre ellas destaca el micoparasitismo, mecanismo en el que múltiples cepas de *Trichoderma* actúan como hiperparásitos (Sarma et al., 2025). Al respecto, Tomah et al. (2024) señalan que *T. asperellum* posee enzimas especializadas en la degradación de micelio y paredes esclerotizadas. Además, el género presenta una robusta capacidad metabólica y enzimática; por ejemplo, se han identificado compuestos aromáticos, cetonas, terpenoides y fenoles en *T. asperellum* con alto potencial antifúngico contra *A. rolfsii* (Jeevanantham et al., 2025). En cuanto a la acción enzimática, estudios en *T. harzianum* y *T. asperellum* demuestran una fuerte secreción de quitinasas y glucanasas que optimizan el control sobre *Phytophthora* y *Fusarium* (Hernández-Morales et al., 2021; Vergara et al., 2022), mientras que en *T. atroviridae* se ha reportado adicionalmente la presencia de proteasas activas contra *Rhizoctonia solani* (Hu et al., 2022). Finalmente, la secreción de moléculas específicas como la

viridifungina A (*T. harzianum*) y la virona (*T. virens*) puede inhibir enzimas clave del patógeno, como la pectina liasa en *Fusarium* (Yadav et al., 2024), mientras que compuestos como los peptaiboles y la gliotoxina provocan el colapso celular en diversos patógenos y en *P. capsici* (Atlagić et al., 2025; Tomah et al., 2020).

Este es un primer paso de la evaluación de la efectividad de estos organismos, falta por realizar pruebas *in vivo* y formulaciones, así como perfiles metabolómicos que corroboren dicha efectividad mostrada *in vitro* y de esta forma comprobar que realmente estos organismos puedan ser utilizados en campo y sean efectivos en el control de enfermedades fúngicas como la pudrición de raíces y marchitamiento del chile.

4.4. CONCLUSIONES

Se comprobó el efecto antagónico *in vitro* de las tres especies de *Trichoderma* (*T. virens*, *T. asperellum* y *T. harzianum*) sobre los hongos fitopatógenos asociados a la marchitez del chile estudiados (*F. nirenbergiae*, *A. rolfsii*, *R. solani* y *P. capsici*). Las evaluaciones presentaron porcentajes de inhibición entre 24% y 81%, evidenciando capacidad de biocontrol sobre los patógenos estudiados.

Las especies de *Trichoderma* evaluadas poseen potencial para el manejo de biocontrol de hongos asociados a la enfermedad de marchitez del chile bajo condiciones *in vitro*, sobresaliendo *T. virens* con tasas de inhibición más efectivas.

4.5. AGRADECIMIENTOS

Al laboratorio de Biología Molecular del Departamento de Fitotecnia de la Universidad Autónoma Chapingo. A la Secretaría de Ciencia, Humanidades, Tecnología e Innovación (SECIHTI).

4.6. LITERATURA CITADA

Almaghasla, M. I., El-Ganainy, S. M., & Ismail, A. M. (2023). Biological Activity of Four *Trichoderma* Species Confers Protection against *Rhizoctonia solani*,

- the Causal Agent of Cucumber Damping-Off and Root Rot Diseases. *Sustainability*, 15(9), 7250. <https://doi.org/10.3390/su15097250>
- Ao, N., Zou, H., Li, J., Shao, H., Kageyama, K., & Feng, W. (2024). First report of *Pythium aphanidermatum* and *Pythium myriotylum* causing root rot on chili pepper (*Capsicum annuum* L.) in Guizhou, China. *Crop Protection*, 181, 106704. <https://doi.org/10.1016/j.cropro.2024.106704>
- Aparicio-Burgos, J. E., Romero-Cortes, T., Armendáriz-Ontiveros, M. M., & Cuervo-Parra, J. A. (2025). Leaf Spot Disease Caused by Several Pathogenic Species of the *Pleosporaceae* Family on *Agave salmiana* and *Agave lechuguilla* Plants in Mexico, and Their Biocontrol Using the Indigenous *Trichoderma asperellum* Strain JEAB02. *Agronomy*, 15(10), 2406. <https://doi.org/10.3390/agronomy15102406>
- Arora, H., Sharma, A., Sharma, S., Haron, F. F., Gafur, A., Sayyed, R. Z., & Datta, R. (2021). *Pythium* Damping-Off and Root Rot of *Capsicum annuum* L.: Impacts, Diagnosis, and Management. *Microorganisms*, 9(4), 823. <https://doi.org/10.3390/microorganisms9040823>
- Arslan, B., & Aydın, M. H. (2025). Determination of Seedling Root Rot Fungal Pathogens and Disease Prevalence Rates in Cotton (*Gossypium hirsutum* L.) Fields of the Tigris Basin. *Türkiye Tarımsal Araştırmalar Dergisi*, 12(2), 162-177. <https://doi.org/10.19159/tutad.1672533>
- Atlagić, K., Antić, T. C., Lukičić, J., Kruščić, K., Živić, M., Unković, N., Pajić, T., Stevanović, K., & Todorović, N. V. (2025). Biocontrol Potential of Native *Trichoderma* Strains Toward Soil-Borne Phytopathogenic and Saprotrophic Fungi. *Journal Of Fungi*, 11(7), 535. <https://doi.org/10.3390/jof11070535>
- Ayyandurai, M., Akila, R., Manonmani, K., Harish, S., Mini, M., & Vellaikumar, S. (2023). Deciphering the mechanism of *Trichoderma* spp. consortia possessing volatile organic compounds and antifungal metabolites in the suppression of *Sclerotium rolfsii* in groundnut. *Physiological And Molecular Plant Pathology*, 125, 102005. <https://doi.org/10.1016/j.pmpp.2023.102005>
- Ayyandurai, M., Theradimani, M., Harish, S., Manonmani, K., Madhu, G., Raja, I. Y., Balakumbahan, R., & Pushpam, A. K. (2024). Bioprospecting of microbial agents and their metabolites as potential inhibitors of *Phytophthora cinnamomi*, the causal agent of avocado root rot. *Physiological And Molecular Plant Pathology*, 133, 102362. <https://doi.org/10.1016/j.pmpp.2024.102362>
- Banerjee, S., Singh, S., Pandey, S., Bhandari, M. S., Pandey, A., & Giri, K. (2020). Biocontrol potential of *Pseudomonas azotoformans*, *Serratia marcescens* and *Trichoderma virens* against *Fusarium* wilt of *Dalbergia sissoo*. *Forest Pathology*, 50(2). <https://doi.org/10.1111/efp.12581>
- Barchenger, D. W., Hsu, Y., Liao, K., Lines, C. L., Lin, S., Wang, Y., Lin, T., Huang, S., Lozada, D. N., & Bosland, P. W. (2023). Rating System for

- Phytophthora Root Rot Influences Quantitative Trait Locus Detection and Reveals Incomplete Dominance and Duplicative Recessive Epistatic Gene Action in *Capsicum annuum*. *Phytopathology*, 113(10), 1959-1966. <https://doi.org/10.1094/phyto-03-23-0086-r>
- Bodah, E. T. (2017). Root rot diseases in plants: a review of common causal agents and management strategies. *Agric. Res. Technol. Open Access J*, 5(3), 56-63.
- Buswal, M. K., Singh, J. K., Singh, J., & Punia, R. (2025). Effect of chemicals and antagonists on the growth of *Rhizoctonia solani* (Kuhn) causing black scurf of potato (*Solanum tuberosum* L.). *International Journal Of Horticulture And Food Science*, 7(6), 87-91. <https://doi.org/10.33545/26631067.2025.v7.i6b.323>
- Ceiro-Catasú, W., Vega-González, Y., Taco-Sánchez, M., Gaibor-Fernández, R., & Sosa-Sánchez, O. (2021). Antagonism of *Trichoderma harzianum* and *Trichoderma viride* on isolates of *Fusarium* spp. from *Nicotiana tabacum*. *Revista de la Facultad de Agronomía*, 38(4), 867-886. [https://doi.org/10.47280/revfacagron\(luz\).v38.n4.07](https://doi.org/10.47280/revfacagron(luz).v38.n4.07)
- De Ita, M. Á. V., Fátima, J. H., Lezama, C. P., Simón, A. B., Cortés, G. L., & Romero-Arenas, O. (2021). Bio-controller Effect of Four Native Strains of *Trichoderma* spp., on *Phytophthora capsici* in Manzano Chili (*Capsicum pubescens*) in Puebla-Mexico. *Journal Of Pure And Applied Microbiology*, 15(2), 998-1005. <https://doi.org/10.22207/jpam.15.2.58>
- El-Sharkawy, H. H. A., Abbas, M. S., Soliman, A. S., Ibrahim, S. A., & El-Nady, I. A. I. (2024). Synergy between bio-control agents to trigger the defensive responses against *Rhizoctonia* root rot and enhance the growth, yield, and physiological and anatomical traits of pea plants. *Journal Of Plant Pathology*, 107(1), 431-441. <https://doi.org/10.1007/s42161-024-01781-2>
- Elshahawy, I. E., & Marrez, D. A. (2023). Antagonistic activity of *Trichoderma asperellum* against *Fusarium* species, chemical profile and their efficacy for management of *Fusarium*-root rot disease in dry bean. *Pest Management Science*, 80(3), 1153-1167. <https://doi.org/10.1002/ps.7846>
- Geiser, D. M., Del Mar Jiménez-Gasco, M., Kang, S., Makalowska, I., Veeraraghavan, N., Ward, T. J., Zhang, N., Kulda, G. A., & O'donnell, K. (2004). FUSARIUM-ID v. 1.0: A DNA Sequence Database for Identifying *Fusarium*. *European Journal Of Plant Pathology*, 110(5-6), 473-479. <https://doi.org/10.1023/b:ejpp.0000032386.75915.a0>
- Giachero, M. L., Declerck, S., & Marquez, N. (2022). *Phytophthora* Root Rot: Importance of the Disease, Current and Novel Methods of Control. *Agronomy*, 12(3), 610. <https://doi.org/10.3390/agronomy12030610>
- Gonzalez, M., Pujol, M., Metraux, J., Gonzalez-garcia, V., Bolton, M. D., & Borrás-hidalgo, O. (2010). Tobacco leaf spot and root rot caused by *Rhizoctonia solani* Kühn. *Molecular Plant Pathology*, 12(3), 209-216. <https://doi.org/10.1111/j.1364-3703.2010.00664.x>

- Gossen, B. D., Conner, R. L., Chang, K., Pasche, J. S., McLaren, D. L., Henriquez, M. A., Chatterton, S., & Hwang, S. (2016). Identifying and Managing Root Rot of Pulses on the Northern Great Plains. *Plant Disease*, 100(10), 1965-1978. <https://doi.org/10.1094/pdis-02-16-0184-fe>
- Gu, Y., Deng, J., Li, Y., & Liu, D. (2025). *Trichoderma asperellum* Ta1 Alleviates Root Rot Caused by *Fusarium solani* and Promotes the Growth of *Panax notoginseng*. *Journal Of Fungi*, 11(12), 879. <https://doi.org/10.3390/jof11120879>
- Guan, Y. M., Ying, Y., MA, Zhang, L. L., Pan, X. X., Liu, N., & Zhang, Y. Y. (2021). Occurrence of *Sclerotinia sclerotiorum* Causing *Sclerotinia* Root Rot on American Ginseng in Northeastern China. *Plant Disease*, 106(5), 1518. <https://doi.org/10.1094/pdis-05-21-1115-pdn>
- Güçlü, T., & Özer, N. (2022). *Trichoderma harzianum* antagonistic activity and competition for seed colonization against seedborne pathogenic fungi of sunflower. *Letters In Applied Microbiology*, 74(6), 1027-1035. <https://doi.org/10.1111/lam.13698>
- Halifu, S., Deng, X., Song, X., Song, R., & Liang, X. (2020). Inhibitory Mechanism of *Trichoderma virens* ZT05 on *Rhizoctonia solani*. *Plants*, 9(7), 912. <https://doi.org/10.3390/plants9070912>
- Han, Y., Sun, T., Tang, Y., Yang, M., Gao, W., Wang, L., & Sui, C. (2025). Root rot in medicinal plants: a review of extensive research progress. *Frontiers In Plant Science*, 15, 1504370. <https://doi.org/10.3389/fpls.2024.1504370>
- Hannan, A., Atta, S., Bashir, M. A., Hyder, S., Tauqir, N. A., Ali, M., & Mukhtar, I. (2025). Comparative efficacy of commercial fungicides and *Trichoderma harzianum* against *Fusarium* wilt in strawberry. *Pakistan Journal Of Botany*, 57(4). [https://doi.org/10.30848/pjb2025-4\(25](https://doi.org/10.30848/pjb2025-4(25)
- Hernández-Morales, J., Romero-Rosales, T., Michel-Aceves, A., Vargas-Hernández, M., Monteon-Ojeda, A., & Valenzuela-Lagarda, J. (2021). Antagonismo enzimático de *Trichoderma* spp., sobre *Phytophthora parasitica* y *Fusarium oxysporum* en jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.). *Bioagro*, 33(3), 203-214. <https://doi.org/10.51372/bioagro333.6>
- Herrera-Rodriguez, G., Felix-Gastelum, R., Irazoqui-Acosta, M. B., Armenta-Lopez, S. E., Longoria-Espinoza, R. M., Orduño-Espinoza, F. J., & Parra-Parra, J. M. (2026). In Vitro and Field Effectiveness of the Combination of Four *Trichoderma* spp. Against *Sclerotinia sclerotiorum* and Its Impact on Potato (*Solanum tuberosum* L.) Crop Production. *Plants*, 15(1), 156. <https://doi.org/10.3390/plants15010156>
- Hu, Y. J., Yang, H. M., Jin, J., Yan, H. H., Wang, J. P., & Zhang, R. Q. (2022). Synergistic activity of antagonistic *Trichoderma* spp. and *Rhizoctonia solani* increases disease severity on strawberry petioles. *European Journal Of Plant Pathology*, 164(3), 375-389. <https://doi.org/10.1007/s10658-022-02568-w>

- Husseina, N. A., Al-Janabib, H. J., Al-Mashhadyc, F. R., Al-Janabia, J. K. A., & Al-Shujairia, A. R. S. (2022). Antagonistic activities of bioagent fungi *Trichoderma harzianum* and *Pleurotus ostreatus* against three species of *Fusarium* in cucumber plants. *Asia Pac. J. Mol. Biol. Biotechnol*, 30(1), 12-21.
- Jambhulkar, P. P., Singh, B., Raja, M., Ismaiel, A., Lakshman, D. K., Tomar, M., & Sharma, P. (2024). Genetic diversity and antagonistic properties of *Trichoderma* strains from the crop rhizospheres in southern Rajasthan, India. *Scientific Reports*, 14(1), 8610. <https://doi.org/10.1038/s41598-024-58302-5>
- Jeevanantham, S., Periyasamy, R., Thankaraj, S. R., Ruppavalli, M. V., Praveen, A., Livitha, R., Sudharsan, R., & Karthikeyan, M. (2025). Deciphering biocontrol efficacy and *in silico* mechanistic elucidation of *Trichoderma asperellum* and *Bacillus licheniformis* against groundnut stem rot caused by *Sclerotium rolfsii*. *Physiological And Molecular Plant Pathology*, 142, 103103. <https://doi.org/10.1016/j.pmpp.2025.103103>
- John, A., Thara, S. S., Varghese, S. G., & Philip, P. S. (2024). Enhanced antagonistic potential of gamma-irradiated *Trichoderma* spp. against *Phytophthora capsici*: An in vitro study. *Plant Science Today*, 11(sp3). <https://doi.org/10.14719/pst.4898>
- Khan, A. A., Yesuraja, I., Revathy, N., Chandramani, P., & Merina, P. (2024). Co-cultivation of *Bacillus amyloliquefaciens* and *Trichoderma harzianum*: Synergistic effects on plant growth and biocontrol of jasmine collar rot. *Plant Science Today*, 11(sp4). <https://doi.org/10.14719/pst.5314>
- Legrifi, I., Taoussi, M., Figuigui, J. A., Lazraq, A., Hussain, T., & Lahlali, R. (2023). Oomycetes Root Rot Caused by *Pythium* spp. and *Phytophthora* spp.: Host Range, Detection, and Management Strategies, Special Case of Olive Trees. *Journal Of Crop Health*, 76(1), 19-47. <https://doi.org/10.1007/s10343-023-00946-w>
- Lestari P, Karis L, Bintang M, Mulya K, Salma S, Terryana RT, Nugroho K, Wahyuno D, Manohara D, Amirhusin B (2025). Identification and screening of *Trichoderma* spp. as antagonistic agents against phytopathogens, *Colletotrichum* sp. and *Rhizoctonia solani* kühn. *SABRAO J. Breed. Genet.* 57(4): 1612-1624. <http://doi.org/10.54910/sabrao2025.57.4.27>.
- López-López, M. E., Del-Toro-Sánchez, C. L., Gutiérrez-Lomelí, M., Ochoa-Ascencio, S., Aguilar-López, J. A., Robles-García, M. A., Plascencia-Jatomea, M., Bernal-Mercado, A. T., Martínez-Cruz, O., Ávila-Novoa, M. G., González-Gómez, J. P., & Guerrero-Medina, P. J. (2022). Isolation and Characterization of *Trichoderma* spp. for Antagonistic Activity against Avocado (*Persea americana* Mill) Fruit Pathogens. *Horticulturae*, 8(8), 714. <https://doi.org/10.3390/horticulturae8080714>

- Martínez-Padrón, H. Y., Herrera-Mayorga, V., Paredes-Sánchez, F. A., Lara-Ramírez, E. E., Torres-Castillo, J. A., Rodríguez-Herrera, R., López-Santillán, J. A., & Osorio-Hernández, E. (2023). In vitro evaluation of the antagonistic activity of native strains of *Trichoderma* spp. against *Fusarium* spp. *Journal Of Environmental Science And Health Part B*, 58(2), 195-202. <https://doi.org/10.1080/03601234.2023.2185014>
- McGehee, C., Raudales, R. E., & Elmer, W. H. (2018). First Report of *Pythium dissotocum* Causing *Pythium* Root Rot on Hydroponically Grown Lettuce in Connecticut. *Plant Disease*, 102(10), 2043. <https://doi.org/10.1094/pdis-02-18-0365-pdn>
- Meena, P. N., Meena, A. K., Tiwari, R. K., Lal, M. K., & Kumar, R. (2024). Biological Control of Stem Rot of Groundnut Induced by *Sclerotium rolfsii* sacc. *Pathogens*, 13(8), 632. <https://doi.org/10.3390/pathogens13080632>
- Meléndez, A. A., Vázquez-Dávila, M. A., Katz, E., & Colorado, M. R. H. (2018). Los chiles que le dan sabor al mundo. En *Universidad Veracruzana eBooks*. <https://doi.org/10.25009/uv.2185.1087>
- Mirsam, H., Suriani, Kurniawati, S., Purwanto, O. D., Muis, A., Pakki, S., Tenrirawe, A., Nonci, N., Herawati, Muslimin, & Azrai, M. (2023). In vitro inhibition mechanism of *Trichoderma asperellum* isolates from corn against *Rhizoctonia solani* causing banded leaf and sheath blight disease and its role in improving the growth of corn seedlings. *Egyptian Journal Of Biological Pest Control*, 33(1). <https://doi.org/10.1186/s41938-023-00729-5>
- Misra, V., Mall, A.K. (2024). Global Distribution, Identification, Pathogenesis, and Advanced Management Strategies for *Sclerotium* Root Rot in Sugar beet. *Sugar Tech* 26, 1220–1231. <https://doi.org/10.1007/s12355-024-01478-x>
- Motlagh, M. R. S., Farokhzad, M., Kaviani, B., & Kulus, D. (2022). Endophytic Fungi as Potential Biocontrol Agents against *Sclerotium rolfsii* Sacc. The Causal Agent of Peanut White Stem Rot Disease. *Cells*, 11(17), 2643. <https://doi.org/10.3390/cells11172643>
- Nawarathna, G. H. M. G. S. W., Priyadarshani, T. D. C., Egodawatta, W. C. P., Manike, G. D. N., Tarafder, E., Elgorban, A. M., Lu, W., & Karunarathna, S. C. (2025). Efficacy of Solid Formulation of *Trichoderma virens* in Managing Cowpea Crown Rot Caused by *Agroathelia rolfsii* (Sacc.). *Chiang Mai Journal Of Science*, 52(5), 1-16. <https://doi.org/10.12982/cmjs.2025.077>
- Nawaz, K., Shahid, A. A., Bengyella, L., Subhani, M. N., Ali, M., Anwar, W., Iftikhar, S., & Ali, S. W. (2018). Diversity of *Trichoderma* species in chili rhizosphere that promote vigor and antagonism against virulent *Phytophthora capsici*. *Scientia Horticulturae*, 239, 242-252. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2018.05.048>

- Pooja, Chauhan, P., Saini, A. K., Kumar, A., & Kumar, A. (2025). Use of microbial agents and botanicals for the management of potato dry rot caused by *Fusarium* species complex (FSC). *Journal Of Plant Pathology*, 107(4), 2233-2248. <https://doi.org/10.1007/s42161-025-01992-1>
- Quispe-Mamani, R. A., Sulca-Quispe, L., Huanca-Mamani, W., Garcia-Castillo, M. G., Muñoz-Torres, P., & Sepúlveda-Chavera, G. (2025). Identification of Fungi Causing Root Rot in Oregano Crops in Southern Peru: Morphological and Molecular Analysis. *Pathogens*, 14(8), 746. <https://doi.org/10.3390/pathogens14080746>
- Rahman, M. T., Rubayet, M. T., & Bhuiyan, M. K. A. (2020). Integrated management of *Rhizoctonia* root rot disease of soybean caused by *Rhizoctonia solani*. *Nippon Journal Of Environmental Science*, 1(7), 1018. <https://doi.org/10.46266/njes.1018>
- Sarma, M., Zorrilla-Fontanesi, Y., Uma, S., Vanderschuren, H., Swennen, R., & De Coninck, B. (2025). Suppression of *Fusarium* wilt in banana and growth promotion by the beneficial fungus *Trichoderma asperellum* TRC900 is cultivar-dependent. *Biological Control*, 210, 105878. <https://doi.org/10.1016/j.biocontrol.2025.105878>
- Shanmugaraj, C., Kamil, D., Kundu, A., Singh, P. K., Das, A., Hussain, Z., Gogoi, R., Shashank, P. R., Gangaraj, R., & Chaithra, M. (2023). Exploring the Potential Biocontrol Isolates of *Trichoderma asperellum* for Management of Collar Rot Disease in Tomato. *Horticulturae*, 9(10), 1116. <https://doi.org/10.3390/horticulturae9101116>
- Shanmugaraj, C., Kamil, D., Parimalan, R., Singh, P. K., Shashank, P. R., Iquebal, M. A., Hussain, Z., Das, A., Gogoi, R., & Nishmitha, K. (2024). Deciphering the defense response in tomato against *Sclerotium rolfsii* by *Trichoderma asperellum* strain A10 through gene expression analysis. *3 Biotech*, 14(9), 210. <https://doi.org/10.1007/s13205-024-04040-4>
- Tomah, A. A., Alamer, I. S. A., Li, B., & Zhang, J. (2020). A new species of *Trichoderma* and gliotoxin role: A new observation in enhancing biocontrol potential of *T. virens* against *Phytophthora capsici* on chili pepper. *Biological Control*, 145, 104261. <https://doi.org/10.1016/j.biocontrol.2020.104261>
- Tomah, A. A., Khattak, A. A., Aldarraj, M. H., Al-Maidi, A. A. H., Mohany, M., Al-Rejaie, S. S., & Ogunyemi, S. O. (2024). Sclerotia degradation by *Trichoderma*-mycoparasitic; an effective and sustainable trend in the drop lettuce disease control caused by *Sclerotinia sclerotiorum*. *Archives Of Microbiology*, 206(7), 286. <https://doi.org/10.1007/s00203-024-04014-3>
- Tomar, M., Rana, A., Sharma, D., Singh, G., & Chauhan, A. (2026). Synergistic Potential of Microbial Consortia for the Management of *Fusarium* Wilt and Growth Enhancement in Strawberry (*Fragaria ananassa*). *Applied Fruit Science*, 68(1). <https://doi.org/10.1007/s10341-025-01741-9>

- Torres-Torres E, Guigón-López C, Uranga-Valencia LP, Guerrero-Morales S (2023). Antagonismo de especies de *Trichoderma* contra fitopatógenos que causan pudrición radical en cultivos de chile. Ecosistemas y Recursos Agropecuarios Núm.Esp.III: e3610. DOI: 10.19136/era.a10nIII.3610
- Tran, V. T., Dinh, T. Q., Le, D. D., & Phan, T. T. (2026). Biocontrol potential of a native fungi and actinomyces collection against *Fusarium oxysporum* f. sp. *cubense* tropical race 4 causing fusarium wilt disease on cavendish banana in Southern Vietnam. *International Microbiology*, 29(1), 133-151. <https://doi.org/10.1007/s10123-025-00764-2>
- Uddin, M. N., Rahman, U. U., Khan, W., Uddin, N., & Muhammad, M. (2018). Effect of *Trichoderma harzianum* on tomato plant growth and its antagonistic activity against *Phythium ultimum* and *Phytophthora capsici*. *Egyptian Journal Of Biological Pest Control*, 28(1). <https://doi.org/10.1186/s41938-018-0032-5>
- Uwaremwe, C., Yue, L., Liu, Y., Tian, Y., Zhao, X., Wang, Y., Xie, Z., Zhang, Y., Cui, Z., & Wang, R. (2020). Molecular identification and pathogenicity of *Fusarium* and *Alternaria* species associated with root rot disease of wolfberry in Gansu and Ningxia provinces, China. *Plant Pathology*, 70(2), 397-406. <https://doi.org/10.1111/ppa.13285>
- Vergara, D. E. M., Barboza-García, A., & Pérez-Cordero, A. (2022). Antifungal and growth activity of strains of *Trichoderma* spp. against the Avocado “tristeza” disease, *Phytophthora cinnamomi*. *Egyptian Journal Of Biological Pest Control*, 32(1). <https://doi.org/10.1186/s41938-022-00613-8>
- Wang, T., & Li, Y. (2025). First Report of *Alternaria chlamydosporigena* Causing *Poa poophagorum* Root Rot in China. *Plant Disease*. <https://doi.org/10.1094/pdis-07-25-1538-pdn>
- Williamson-Benavides, B. A., & Dhingra, A. (2021). Understanding Root Rot Disease in Agricultural Crops. *Horticulturae*, 7(2), 33. <https://doi.org/10.3390/horticulturae7020033>
- Yadav, K., Patel, K., Mani, A., Yadav, S., & Yadav, D. (2024). Elucidating the potential of bioactive of *Trichoderma* sp. in combating pathogenesis by *Fusarium* sp. by targeting pectin lyases: a bioinformatics approach. *Biochemical And Biophysical Research Communications*, 742, 151111. <https://doi.org/10.1016/j.bbrc.2024.151111>
- Yassin, M. T., Mostafa, A. A., & Al-Askar, A. A. (2022). In vitro antagonistic activity of *Trichoderma* spp. against fungal pathogens causing black point disease of wheat. *Journal Of Taibah University For Science*, 16(1), 57-65. <https://doi.org/10.1080/16583655.2022.2029327>
- Yassin, M. T., Mostafa, A. A., Al-Askar, A. A., Sayed, S. R., & Rady, A. M. (2021). Antagonistic activity of *Trichoderma harzianum* and *Trichoderma viride* strains against some fusarial pathogens causing stalk rot disease of maize, in vitro. *Journal Of King Saud University - Science*, 33(3), 101363. <https://doi.org/10.1016/j.jksus.2021.101363>

- Zhao, X., Hou, D., Xu, J., Wang, K., & Hu, Z. (2022). Antagonistic Activity of Fungal Strains against Fusarium Crown Rot. *Plants*, 11(3), 255. <https://doi.org/10.3390/plants11030255>
- Zúñiga-Mendoza, E. & Ceja-Torres, L. (2017). In vitro antagonism of *Trichoderma harzianum* on *Sclerotium cepivorum* Berk. and *S. rolfsii* Sacc., causal agents of onion rot. *Phyton*, 86(1), 7-13. <https://doi.org/10.32604/phyton.2017.86.007>