

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
DIVISIÓN DE AGRONOMÍA
PROGRAMA DOCENTE DE LA CARRERA DE
INGENIERO AGRÓNOMO PARASITÓLOGO



Biocontrol de Oidiopsis taurica del chile mediante la aplicación de quitosano de cáscara de camarón, como una bioalternativa al uso de agroquímicos

Por:

ANGELICA MARIA MIRANDA CONTRERAS

TESIS

Presentada como requisito parcial para obtener el título de:

INGENIERO AGRÓNOMO PARASITÓLOGO

Saltillo, Coahuila de Zaragoza, México
Mayo 2026

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
DIVISIÓN DE AGRONOMÍA
PROGRAMA DOCENTE DE LA CARRERA DE
INGENIERO AGRÓNOMO PARASITÓLOGO

Biocontrol de Oidiopsis taurica del chile mediante la aplicación de quitosano de cáscara de camarón, como una bioalternativa al uso de agroquímicos

Por:

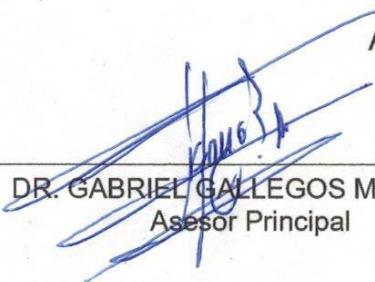
ANGELICA MARIA MIRANDA CONTRERAS

TESIS

Presentada como requisito parcial para obtener el título de:

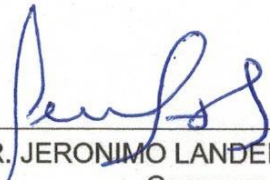
INGENIERO AGRÓNOMO PARASITÓLOGO

Aprobada por el Comité Asesor:


DR. GABRIEL GALLEGOS MORALES
Asesor Principal


DR. OMAR JIMENEZ PEREZ
Asesor Principal Externo


DRA. YOLANDA RODRIGUEZ PAGAZA
Coasesor


DR. JERONIMO LANDEROS FLORES
Coasesor


DR ALBERTO SANDOVAL RANGEL
Coordinador de la División de Agronomía



Saltillo, Coahuila de Zaragoza, México
Mayo 2026

DECLARACIÓN DE NO PLAGIO

El autor quien es el responsable directo, jura bajo protesta de decir verdad que no se incurrió en plagio o conducta académica incorrecta en los siguientes aspectos:

Reproducción de fragmentos o textos sin citar la fuente o autor original (corta y pega); reproducir un texto propio publicado anteriormente sin hacer referencia al documento original (auto plagio); comprar, robar o pedir prestados los datos o la tesis para presentarla como propia; omitir referencias bibliográficas o citar textualmente sin usar comillas; utilizar ideas o razonamientos de un autor sin citar el autor original y/o fuente, así mismo tengo conocimiento de que cualquier uso distinto de estos materiales como lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por las autoridades correspondientes.

Por lo anterior, me responsabilizo de las consecuencias de cualquier tipo de plagio en caso de existir y declaró que este trabajo es original.

Autor Principal



Angélica María Miranda Contreras

AGRADECIMIENTOS

A Dios por bendecirme y protegerme en cada uno de mis pasos por mandarme ángeles en forma de amigos para que me acompañaran físicamente, gracias Dios por permitirme llegar hasta aquí y por demostrarme siempre lo inmenso de tu amor.

A La Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro por ser mi hogar, por ser la principal casa que me acogió y por brindarme la preparación que me va acompañar por el resto de mi vida. Gracias *Alma Mater* por darme un signo de orgullo y pertenencia.

Al Dr. Gabriel Gallegos Morales por recibirme e integrarme a su equipo de trabajo, por ser un guía, un amigo y un maestro, gracias por incentivar me, por ser un ejemplo.

Al Dr. Omar Jiménez Pérez, por ser el principal guía, por ser mi asesor y amigo, gracias a él que logre culminar mi trabajo y desde mi llegada al laboratorio fue quien me dio las bases del conocimiento para continuar con mi formación profesional.

Al Mc. Antonio Cárdenas Elizondo, mi tutor y maestro, que me guío, me escucho y siempre estuvo disponible para cuando lo necesitaba.

A mis amigas de laboratorio, ***Samanta Soria, Lizeth Hernández Tello***, por ser mi apoyo en lo académico y en lo personal, por llegar a mi vida cuando más las necesitaba, gracias por estar, que Dios nos permita ser amigas pase lo que pase, infinitas gracias por abrirme las puertas de su casa y por dejarme entrar a su vida como un integrante más. Siempre estarán en mi corazón.

A mis Amigas y roomies ***Paulina Nicolás, Mariana Guadarrama, Diana Gómez, Nataly Elías***, gracias por ser mis confidentes, mis amigas incondicionales por ser quienes me aceptaron, me hicieron parte de su vida, aun a pesar de irme y volver. Que siempre podamos volver a juntarnos como si nunca nos hubiéramos ido.

Al equipo de laboratorio de microbiología, al **Dr. Gabriel Gallegos, Dr. Omar Jiménez, Ing. Benjamín Espinoza, Ing. Julián Pliego, Ing. Javier Rodríguez,** que se volvieron más que solo compañeros de trabajo, que estuvieron desde mis inicios y me enseñaron que el trabajo en equipo hace la diferencia, a los que fueron llegando después y que seguimos compartiendo momentos de alegría.

A mis amigos de la universidad, **Ricardo López, Jessica Huerta, Miguel Lara, Elías Mendoza, Elihuth Tapia, Alan García, Pilar Mesa, Emmanuel Ureña, Lalo Calderón, Montserrat Salguero, Aidyl Flores, Cecilia Sánchez, Naydelin Escobar,** gracias por los momentos compartidos, por todas las veces que reímos juntos, por ser las personas por las cuales mi estancia lejos de casa se volvió agradable, siempre tendrán un lugar muy especial en mi vida y aquí tienen una amiga que si algún día llegan a necesitar con gusto estará para ustedes.

DEDICATORIA

A DIOS por ser el principal motor que me dio la oportunidad de lograr este sueño, sin Él no hubiera sido posible. A ti Dios que me bendijiste en cada momento, que me protegiste y que me diste la oportunidad de llegar hasta aquí

.

A mis padres que con tanto amor, apoyo y sacrificio me han convertido en lo que soy:

A mi madre **Julia Contreras Romero** por ser el pilar de mi vida, por todos los sacrificios que ha hecho por mí, por motivarme en cada paso que doy, por aconsejarme y por enseñarme a nunca darme por vencida a pesar de las circunstancias y sobre todo por su amor incondicional, toda la vida estaré en deuda con usted.

A mi padre **José Ángel Miranda Chávez**, que con su ejemplo me ha dado las bases para llegar hasta aquí, por su motivación y su ayuda constante. Por creer de principio a fin en mí, gracias por sacarme adelante, dándome ejemplos dignos de fuerza, superación y entrega.

A mi tío, **Mayolo Miranda Chávez**, que has estado desde que nací, y como si yo fuese hija de tu sangre, me has dado todo, gracias por estar para cuidarme, para guiarme y para corregirme, que sepas que tienes una hija que siempre te cuidara como padre. *Te amo tiito.*

A mis hermanos, que amo con todo mi corazón, siempre estaré en deuda con ustedes y prometo estar siempre, como lo han hecho conmigo:

A mi hermano, **José Obed Miranda Contreras**, por ser el hombre que me ha dado todo, gracias hermano por siempre estar para mí, por ser el primero en llegar a enseñarme que siempre se puede, a ti que me compartes filosofía de tu vida y que con ello me haces parte de tus planes siempre.

A mi hermano, **Luis Saúl Miranda Contreras**, que ha sido guía, porque tú ejemplo, tu perseverancia y tú incondicional apoyo han sido lo que me ha traído hasta aquí, a ti que has renunciado a tu paz por mí.

A mi hermana, **Ana Leysi Miranda Contreras**, gracias mi niña por ser mi amiga de toda la vida, por enseñarme lo fuerte y valiente que eres, tú me has motivado a lograr muchas de las cosas que hoy puedo lograr hacer, gracias porque a pesar de la distancia siempre puedo contar contigo. *Te amo mi niña*

A mi hermanito, **Ángel Andrés Miranda Contreras**, eres el principal motor de mi vida, tú llegada a mi vida fue el regalo divino más hermoso que pude tener, *te amo mi niño* y prometo estar para ti siempre.

A mi cuñada, **Rosalía Vuelvas Nolasco**, por ser la mujer que llego a inspirarme y a enseñarme lo bonito de seguir formándote como profesional, por darme apoyo como su hermana, por darme cuidados y guía como una hija, gracias por ser un ejemplo y por ser quien me hablo de la existencia de la mejor casa de estudios, mi querida Narro.

A mis sobrinos, **Misael, Renata, Miguel**, por ser el regalo más hermoso que mis hermanos me han dado. Los amo con toda el alma.

A **Vanessa Iveth Sosa Gutiérrez**, nunca dejare de agradecer a Dios por haberte mandado a mi vida, gracias a ti que conocí una amistad verdadera, gracias a mi mejor amiga, por estar incondicionalmente, por apoyarme en las buenas y en las malas, gracias porque aún en la distancia me sigues demostrando que la amistad perdura.

A **Andrés Yair Reyes Galaviz**, mi mejor amigo, a ti que siempre me has brindado tu apoyo, tu amistad, por enseñarme que la distancia no importa y que siempre se puede estar para el otro, gracias bebe por ser el hombro en el que podía llorar, reír y pensar.

ÍNDICE DE CONTENIDO

AGRADECIMIENTOS.....	IV
DEDICATORIA	VI
ÍNDICE DE TABLAS	X
ÍNDICE DE FIGURAS.....	XI
RESUMEN	1
1. INTRODUCCIÓN.....	2
1.1. Justificación	3
1.2. Objetivos.....	4
1.2.1. Objetivo general	4
1.2.2. Objetivos específicos.....	4
1.3. Hipótesis	4
2. REVISIÓN DE LITERATURA.....	5
2.1. <i>Leveillula taurica</i> (teleomorfo)/ <i>Oidiopsis taurica</i> (anamorfo) en el cultivo del chile 5	
2.1.1. El cultivo del chile	5
2.1.2. Importancia en México	5
2.1.3. <i>Oidiopsis taurica</i>	7
2.1.4. Clasificación taxonómica	7
2.1.5. Características morfológicas	8
2.1.6. Daños en el cultivo del chile.....	10
2.1.7. Signos y Síntomas	10
2.2. Métodos de control	12
2.2.1. Control cultural	12
2.2.2. Control químico.....	12
2.2.3. Alternativas de control.....	12
2.2.4. Quitosano	13
2.3. Uso del quitosano en la agricultura	16
3. MATERIALES Y MÉTODOS	20
3.1. Ubicación del experimento.....	20
3.2. Material Biológico.....	20
3.3. Identificación del fitopatógeno causante de la cenicilla del cultivo del chile.....	21

3.4.	Evaluación del control de <i>Oidiopsis taurica</i> en hoja de chile serrano mediante aplicación de quitosano en laboratorio.....	21
3.5.	Control de <i>Oidiopsis taurica</i> en plantas de chile serrano en invernadero mediante la aplicación de quitosano	23
3.6.	Análisis de datos.....	25
4.	RESULTADOS Y DISCUSIÓN	26
4.1.	Identificación del agente causal de la cenicilla del chile.....	26
4.2.	Control de <i>Oidiopsis taurica</i> en hojas de chile mediante la aplicación de quitosano en condiciones de laboratorio.....	26
4.3.	Comprobación de la actividad antagónica del quitosano en contra de <i>Oidiopsis taurica</i> en condiciones de invernadero.....	28
5.	CONCLUSIONES	32
6.	BIBLIOGRAFÍA	33

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1: Reportes de antagonismo de quitosano en contra de diversos fitopatógenos	16
Tabla 2: Escala descriptiva para la evaluación de la severidad de Oidiopsis taurica en plantas de chile. -----	24
Tabla 3: Porcentaje de severidad y eficiencia de control de Oidiopsis taurica mediante la aplicación de lo quitosano en solución. -----	27
Tabla 4: Porcentaje de incidencia, severidad y eficacia de control de Oidiopsis taurica después de la aplicación de los tratamientos.-----	29

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1: Principales estados productores del cultivo de chile en México. Fuente: SIAP (2022).-----	6
Figura 2: Formas de conidios de <i>Oidiopsis taurica</i> . a) Conidio primario y b) conidio secundario. Fuente: Reis et al., (2004) con modificaciones.-----	9
Figura 3: Estructuras reproductivas de <i>Leveillula taurica</i> . A- B) Cleistotecios con apéndices, C) Ascas globosas con dos ascosporas y D) Ascosporas. Fuente: Sepahvand et al., (2021) con modificaciones. -----	9
Figura 4: Signos y síntomas de <i>Oidiopsis taurica</i> en planta de chile. A) Conidios emergiendo por el estoma de la hoja, B) Hoja de chile con abundante presencia de conidios que dan la apariencia de mancha blanquecina y C) hojas con manchas cloróticas y necróticas. Fuente: A y C) Soto y Lucero (2004) y B) Velásquez-Valle et al., (2013). -----	11
Figura 5: Desacetilación de quitina para convertirse a quitosano. Fuente: Romero–Serrano y Pereira (2020) con modificaciones. -----	15
Figura 6: Producción de enzimas que afectan el desarrollo de fitopatógenos, mediante la inducción defensa de la planta a la aplicación de quitosano. Fuente: Adamuchio-Oliveira et al., (2020) con modificaciones. -----	18
Figura 7: Escala visual de 7 niveles de severidad de <i>O. taurica</i> en hojas de chile (Jiménez-Pérez, et al., 2024). -----	22
Figura 8: Hojas de chile con signos de <i>Oidiopsis taurica</i> colocadas en recipientes plásticos para la posterior aplicación de los tratamientos. -----	23
Figura 9: Tratamientos de quitosano en contra de <i>Oidiopsis taurica</i> en chile serrano.	24
Figura 10: Características de <i>Oidiopsis taurica</i> : A) micelio en el envés de la hoja, B) conidióforo ramificado, C) a- conidio lanceolado y b- conidio cilíndrico. -----	26
Figura 11: Hojas de los tratamientos después 24 h después de la última aplicación de quitosano, A) T1- 0.0125 %, B) T2- 0.025 %, C) T3- 0.05 %, D) T4- 0.1 %, E) T5- 0.2 % y F) testigo (agua).-----	28
Figura 12: Plantas de chile 24 h después de la última aplicación de los tratamientos de quitosano, A) T1- 0.0125 %, B) T2- 0.025 %, C) T3- 0.05 %, D) T4- 0.1 %, E) T5- 0.2 % y F) testigo (agua).-----	30
Figura 13: Esporas de <i>Oidiopsis taurica</i> vistas al microscopio compuesto 24 h después de la aplicación de los tratamientos. A) Tratamiento con quitosano al 2% y B) tratamiento testigo. -----	31

RESUMEN

La producción de chile (*Capsicum annuum* L.) enfrenta una amenaza crítica debido a la cenicilla polvorienta, causada por *Oidiopsis taurica*. Esta enfermedad reduce el rendimiento en la producción uno a uno frente a su incidencia, convirtiendo esta enfermedad como la tercera más importante en este cultivo. De ahí la importancia de la búsqueda de bioalternativas que sustituyan el uso de fungicidas sintéticos, entre las cuales se encuentra el quitosano, el cual, es un biopolímero obtenido del exoesqueleto del camarón (Crustáceos).

Se planteó realizar la identificación del fitopatógeno que causa la cenicilla del cultivo de chile, para posteriormente evaluar el control del hongo mediante la aplicación de quitosano a hojas de chile serrano en laboratorio, seguido de ello comprobar su eficacia en plantas en invernadero.

Mediante la observación microscópica del hongo se confirmó la presencia de conidios lanceolados y cilíndricos típicos de *Oidiopsis taurica*. En la evaluación del quitosano en contra del fitopatógeno, se usaron cinco concentraciones del biopolímero (0.0125%, 0.0250%, 0.05%, 0.1% y 0.2%), estas fueron aplicadas mediante atomización en las hojas de chile. En la evaluación que se realizó en invernadero se aplicaron tratamientos similares a los usados en laboratorio.

Los resultados en laboratorio demostraron que la severidad de la cenicilla disminuye conforme aumenta la concentración del biopolímero, se obtuvo una eficacia de control de 65.39% con aplicación de la concentración del 0.2% de quitosano en laboratorio. La evaluación en invernadero, demostró un comportamiento similar respecto al incremento de la concentración, siendo 90.79% la mayor eficiencia de control de *Oidiopsis taurica* con 0.2% de

concentración del biopolímero. Así se demuestra que usar quitosano, obtenido de la cascara de camarón es alternativa viable, ambientalmente segura y eficaz.

Palabras clave: *Capsicum annuum*, *Oidiopsis taurica*, quitosano, biopolímero, evaluación.

1. INTRODUCCIÓN

La relevancia del cultivo de chile en México es muy grande, pues forma parte fundamental de la gastronomía mexicana, además, de ser el segundo país que a nivel mundial produce esta hortaliza, se cultiva en una superficie de siembra de 149 694 ha, y se genera una producción de 1, 285, 923 ton, la cual, representa el 19.3% del total de hortalizas producidas a nivel nacional. Esta producción tiene gran valor económico ya que es exportada a 50 países, siendo EUA el principal socio comercial (SIAP 2022).

Sin embargo este cultivo es hospedero de una gran variedad de plagas y enfermedades, entre las que destaca la cenicilla polvorienta, la cual, es causada por el hongo fitopatógeno *Oidiopsis taurica*. Esta enfermedad es considerada la tercera más importante de este cultivo, ya que provoca pérdidas de producción muy altas, debido a que su 1% de incidencia es igual al 1% en la reducción de la producción, además, de su alta velocidad de desarrollo le permite propagarse rápidamente (Mitidieri *et al.*, 2010). La enfermedad ataca la parte foliar de la planta, llegando a ocasionar defoliación (Mitidieri *et al.*, 2010; Velásquez-Valle *et al.*, 2013; Martínez-Ruiz *et al.*, 2016), lo que puede desencadenar otros problemas como disminución de la fotosíntesis y quemaduras en los frutos debido a la exposición directa a los rayos del sol, lo que provoca la reducción de la producción (Mitidieri *et al.*, 2010; Velásquez-Valle *et al.*, 2013).

En el pasado y aún en la actualidad, para el control de *O. taurica* se usan aplicaciones de fungicidas de síntesis química, siendo este método uno de los más usados para tratar la enfermedad (Velásquez-Valle *et al.*, 2013; Martínez-Ruiz *et al.*, 2016). Sin embargo, la aplicación de estos compuestos

tiene algunos inconvenientes como generar resistencia de hongos a dichos productos químicos, elevar costos en la producción e impacto negativo ambiental provocado por los residuos de estos, además, de daños a la salud de las personas. De ahí la urgencia de implementar alternativas eficientes, que controlen esta y otras enfermedades, pero que cumplan con la responsabilidad de cuidar la salud humana y ambiental.

El quitosano, un biopolímero natural obtenido de la desacetilación de la quitina de artrópodos. Este polímero se ha presentado como una alternativa eficaz, debido a su capacidad antagónica en contra de diversos fitopatógenos. El bajo peso molecular y su alto grado de desacetilación le otorgan una gran capacidad inhibitoria (Palma-Guerrero *et al.*, 2010; Rodríguez-Pedroso *et al.*, 2021). Por lo cual, esta investigación se centra en evaluar la eficacia del quitosano como una bioalternativa para el control de la cenicilla en Chile, buscando ofrecer una solución que aporte a la productividad agrícola así como al cuidado ecológico.

1.1. Justificación

La cenicilla polvorienta causada por *Oidiopsis taurica* es considerada como la tercera enfermedad más importante de este cultivo, debido a que afecta a casi todas las variedades, a su rápido desarrollo y a que el 1 % de incidencia de la enfermedad representa el 1 % de la reducción del rendimiento del cultivo. Para su control los agricultores se basan en la aplicación de fungicidas de síntesis química los que no logran resolver la problemática, además, generan resistencia, son costosos, ocasionan repercusiones en la salud de las personas y del medio ambiente. El quitosano es un biopolímero inocuo que ha demostrado poseer efecto antagónico en contra del estado sexual de *O. taurica* (*Leveillula taurica*) y otros fitopatógenos por lo que pudiera ser bioalternativas sustentable y ecológicamente amigable para el control de este fitopatógeno.

1.2. Objetivos

1.2.1. Objetivo general

Identificar y evaluar mediante la aplicación de quitosano a la cenicilla causada por *Oidiopsis taurica* en el cultivo del chile.

1.2.2. Objetivos específicos

Identificar morfológicamente la cenicilla del cultivo del chile.

Evaluar el control de *Oidiopsis taurica* mediante aplicación de quitosano en hojas de chile en laboratorio.

Comprobar la actividad antagónica del quitosano en contra de *Oidiopsis taurica* en plantas de chile en invernadero.

1.3. Hipótesis

El quitosano obtenido del exoesqueleto de camarón presentará efecto antagónico en contra de *Oidiopsis taurica* causante de la cenicilla del chile, logrando una eficiencia de control superior al 80%.

2. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1. *Leveillula taurica* (teleomorfo)/*Oidiopsis taurica* (anamorfo) en el cultivo del chile

2.1.1. El cultivo del chile

El chile (*Capsicum annuum* L.) es una planta herbácea que por lo general alcanza un promedio de 60 cm de altura, con tallos erectos y ramificados de coloración verde oscuro, con hojas simples, ovoides y alargadas. En las axilas de las ramas se originan flores hermafroditas de color blancas o purpura, que posteriormente dan origen a un fruto de color verde y que al madurar se tornarán de coloración roja o amarilla. Presenta raíces ramificadas, las cuales pueden llegar alcanzar una profundidad de hasta 120 cm (SIAP 2022).

2.1.2. Importancia en México

México es considerado como uno de los principales países productores y consumidores de chile. Anualmente el consumo percapita de esta hortaliza es de 14.3 kg, siendo uno de los principales condimentos para la comida mexicana. Desde hace ya un tiempo México se encuentra ubicado en la segunda posición a nivel mundial en la producción de esta hortaliza, solo por detrás de China. México cuenta con una superficie de siembra de 149 694 ha y una producción de 3,086, 742 de ton, lo que representa el 19.3 % en la producción nacional de hortalizas, con un valor de 30 642 millones de pesos, siendo los principales estados productores Sinaloa (659,684 ton), Chihuahua (578,522 ton) y Zacatecas (426,086 ton) respectivamente (Fig. 1) esto para el año 2021. El crecimiento en la producción anual en los últimos 10 años ha sido de un 2.9%.

Del total de la producción se exportan aproximadamente 1, 285,923 de ton, esto a 50 países, EUA es el principal socio comercial ya que adquiere un 98.4 % de la producción nacional, seguido de Canadá, España, entre otros (SIAP 2022).



Figura 1: Principales estados productores del cultivo de chile en México. Fuente: SIAP (2022).

Sin embargo, la producción de esta hortaliza se ve afectada por diversas plagas y enfermedades, causadas por bacterias, nematodos, virus, fitoplasmas (Guigón-López y González- González, 2001; Velásquez-Valle *et al.*, 2013) y una gran variedad de hongos que afectan a nivel de suelo causando pudriciones de raíces (*Fusarium* spp, *Rhizoctonia solani*, *Phytophthora capsici* y *Verticillium* spp) (Velásquez-Valle *et al.*, 2013; Díaz-Aguilar *et al.*, 2022) y los que causan problemas en la parte aérea como, los tizones causados por *Alternaria solani* y *A. alternata*, la cenicilla polvoriento ocasionada por *Oidiopsis taurica* (Guigón-López y González- González, 2001; Velásquez-Valle *et al.*, 2013).

2.1.3. *Oidiopsis taurica*

La cenicilla polvorienta causada por *O. taurica* (teleomorfo *Leveillula taurica*) es una de las principales enfermedades del cultivo del chile, esta tiene gran importancia en el cultivo debido a su alta velocidad de desarrollo y a que afecta casi a todas las variedades de chiles (Guigón-López y González- González, 2001).

Este fitopatógeno es considerado como parásito obligado (Félix-Gastélum *et al.*, 2017), el cual se encuentra distribuido por todo el mundo (Soto y Lucero 2004). En México fue detectado por primera vez en el estado de Sinaloa en el año de 1979, afectando al cultivo del tomate, sin embargo, en ese entonces no se detectó su estado teleomorfo (Félix-Gastélum *et al.*, 2017), anteriormente en 1978 ya había sido detectado en California afectando a cultivos de tomate (Mosquera *et al.*, 2019). Este fitopatógeno tiene la capacidad de infectar a una gran variedad de plantas que van desde las 700 (Soto y Lucero 2004; Martínez-Ruiz *et al.*, 2016; Félix-Gastélum *et al.*, 2017) hasta las 1000 especies (Soto y Lucero 2004; Mitidieri *et al.*, 2010; Obregón *et al.*, 2016), entre las que se encuentran algunos cultivos de gran importancia como, el chile, tomate, berenjena, cebolla, alfalfa (Mitidieri *et al.*, 2010), el ajo (Velásquez-Valle *et al.*, 2013), algunas plantas de ornato como, la cereza de Jerusalén (Félix-Gastélum *et al.*, 2017), algunas malezas como, *Sonchus oleraceus*, *Senecio vulgaris*, *Cynara cardunculus* (Mitidieri *et al.*, 2010), el quelite (Velásquez-Valle *et al.*, 2013), trompillo, llegando afectar hasta cultivo perenes como, el olivo, entre otros (Félix-Gastélum *et al.*, 2017).

2.1.4. Clasificación taxonómica

Según el SIB (2022) el estado sexual de *O. taurica* (*L. taurica*) se encuentra clasificada de la siguiente forma:

Reino: Fungí

División: Ascomycota

Clase: Leotiomycetes

Orden: Erysiphales

Familia: Erysiphaceae

Género: *Leveillula*

Especie: *L. taurica* (anamorfo *O. taurica*)

2.1.5. Características morfológicas

Oidiopsis taurica presenta hifas septadas de coloración blanca a gris, que dan lugar a conidióforos cortos, rectos y ramificados en tres o cuatro ramas, de los cuales se originan los conidios hialinos, unicelulares, de dos tipos; conidios primarios de forma lanceolada (Fig. 2 - A) y conidios secundarios de forma cilíndrica (Fig. 2 - B). Las hifas forman apresorios no lobulados, haustorios globosos con los que se alimentan de la célula (Soto y Lucero 2004; Reis *et al.*, 2004; Mosquera *et al.*, 2019) En su etapa sexual (*L. taurica*) forma cleistotecios (estructura de invernante) de forma esférica y con abundantes apéndices, que al inicio son de coloración amarillenta y al madurar son café oscuro a negro (Fig. 3 – A), en su interior contienen ascas globosas o claviformes, unítunicadas y persistentes (Fig. 3 – B y C), con dos ascosporas ovoides a elipsoides (Fig. 3 – D) (Romero, 1993; Salari *et al.*, 2010; Sepahvand *et al.*, 2021). Una de las diferencias de esta especie *Oidium* spp y otras especies de cenicillas es que *O. taurica* penetra en el tejido de su hospedante, mientras que las demás presentan micelio superficial (Romero, 1993; Mosquera *et al.*, 2019) a excepción de *Phyllactinia* la cual presenta también micelio parcialmente intercelular. Con respecto a sus conidióforos y conidias se distinguen tres tipos: 1- tipo *Oidiopsis* (*Leveillula*: conidióforos que salen por los estomas con conidias cilíndricas o lanceolada), 2- tipo *Oidium* (la mayoría de las especies: conidias redondas en largas cadenas) y 3- *Ovulariopsis* (*Phyllactinia*) (Romero, 1993).

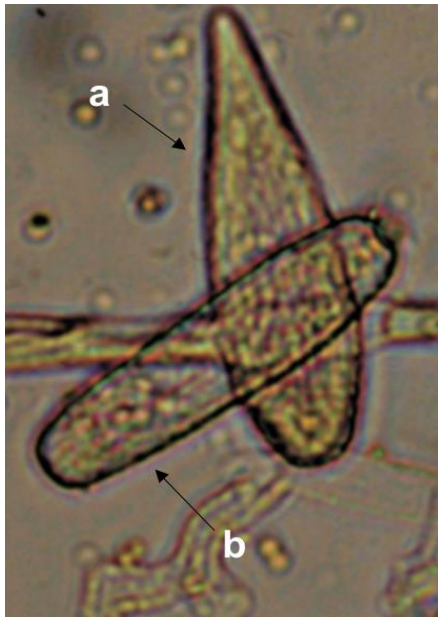


Figura 2: Formas de conidios de *Oidiopsis taurica*. a) Conidio primario y b) conidio secundario. Fuente: Reis *et al.*, (2004) con modificaciones.

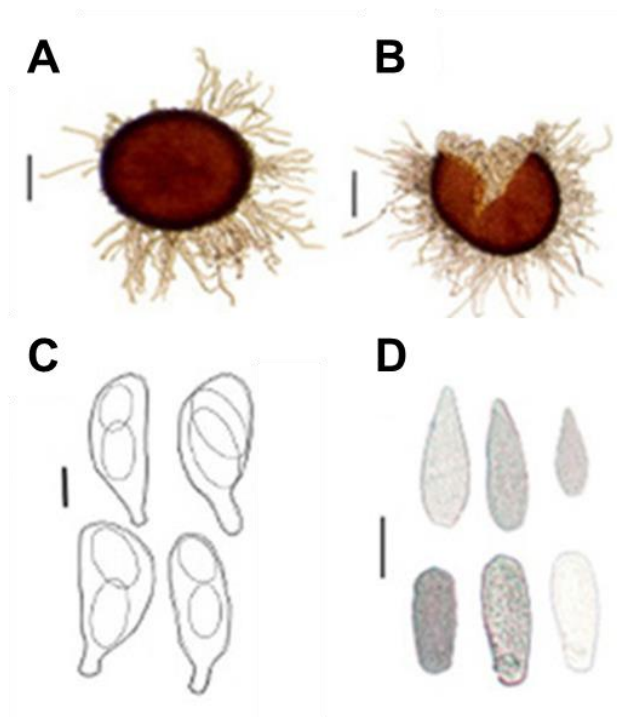


Figura 3: Estructuras reproductivas de *Leveillula taurica*. A- B) Cleistotecios con apéndices, C) Ascas globosas con dos ascosporas y D) Ascosporas. Fuente: Sepahvand *et al.*, (2021) con modificaciones.

2.1.6. Daños en el cultivo del chile

El cultivo del chile está considerado como el hospedante más susceptible al ataque de *Oidiopsis* (Obregón *et al.*, 2016), mientras que algunos autores mencionan que esta es la tercera enfermedad que causa mayores daños a este cultivo (Soto y Lucero 2004). Algunos autores reportan que en el cultivo del chile el 1 % de incidencia de la enfermedad es igual al 1 % en la reducción de la producción (Mitidieri *et al.*, 2010).

2.1.7. Signos y Síntomas

La enfermedad se desarrolla en un amplio rango de temperatura que va desde los 10 hasta los 30 °C y climas secos y húmedos (Mitidieri *et al.*, 2010), lográndose desarrollar en ausencia de lluvias, bastando para su desarrollo una humedad relativa (HR) de 70 a 80 %, aprovechando solamente las frescuras de las noches Martínez-Ruiz *et al.*, 2016). Las condiciones óptimas para su desarrollo van desde los 15 a 25 °C con HR de 85 a 95 % (Mitidieri *et al.*, 2010), sin embargo, cuando la temperatura supera los 30 °C (Obregón 2016) y una baja HR el desarrollo de los síntomas aumenta (Mitidieri *et al.*, 2010; Velásquez-Valle *et al.*, 2013).

Este hongo sobrevive como parasito obligado de una temporada a otra sobre hospederos alternos (Mitidieri *et al.*, 2010; Obregón 2016), posteriormente, migra al cultivo, una vez en contacto con la superficie de la hoja los conidios germinan, penetran por los estomas y crece intracelularmente (Martínez-Ruiz *et al.*, 2016). Los síntomas son notorios a los 18 o 21 días después de la infección (Mitidieri *et al.*, 2010), ya que el micelio y los conidióforos emergen por los estomas del envés de la hoja (Fig. 4 - A), formando sobre la superficie grandes colonias de coloración blanquecina (Fig. 4 – B) empezando por las hojas inferiores, mientras que en el haz se puede observar una mancha amarillenta o café (Fig. 4 - C), que en ocasiones puede presentar el típico polvillo blanquecino (estructuras del hongo), posteriormente, la enfermedad avanza hacia la parte superior (Mitidieri *et al.*, 2010; Velásquez-Valle *et al.*, 2013; Martínez-Ruiz *et al.*, 2016; Obregón

2016), las hojas que son severamente afectadas se tornan de una coloración clorótica y café, posteriormente mueren y caen (Mitidieri *et al.*, 2010; Velásquez-Valle *et al.*, 2013; Martínez-Ruiz *et al.*, 2016), ocasionan la defoliación de la planta, exponiendo los frutos a la luz del sol lo que ocasiona que estos se quemen (Mitidieri *et al.*, 2010; Velásquez-Valle *et al.*, 2013). El ciclo de la enfermedad se repite varias veces en un solo hospedante debido a que este hongo es considerado como un fitopatógeno policíclico (Mitidieri *et al.*, 2010), llegando a generar una nueva generación cada 5 días si las condiciones para su desarrollo son las óptimas (Velásquez-Valle *et al.*, 2013). Algunos autores mencionan que además de las hojas, el hongo también puede afectar a las flores, frutos y tallos (Martínez-Ruiz *et al.*, 2016).

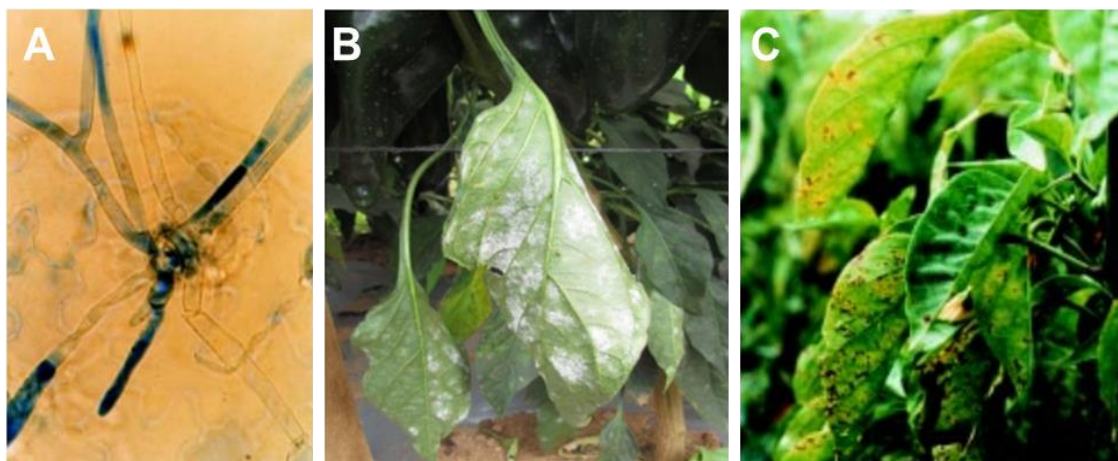


Figura 4: Signos y síntomas de *Oidiopsis taurica* en planta de chile. A) Conidios emergiendo por el estoma de la hoja, B) Hoja de chile con abundante presencia de conidios que dan la apariencia de mancha blanquecina y C) hojas con manchas cloróticas y necróticas. Fuente: A y C) Soto y Lucero (2004) y B) Velásquez-Valle *et al.*, (2013).

El fitopatógeno es dispersado principalmente por el viento (Mitidieri *et al.*, 2010; Velásquez-Valle *et al.*, 2013; Obregón 2016) y en menor medida por insectos o personas (Mitidieri *et al.*, 2010).

2.2. Métodos de control

2.2.1. Control cultural

Algunos autores mencionan que las medidas culturales (eliminación de malezas, la destrucción de cultivos anteriores, altas densidades de siembra y aplicaciones excesivas de nitrógeno) ayudan a combatir a la enfermedad (Mitidieri *et al.*, 2010), sin embargo, otros mencionan que algunas de estas medidas, ayudan a reducir los focos de infección cercana, sin embargo, esto no garantiza que la enfermedad no se presente debido a que la principal forma de dispersión del hongo es por medio del aire (Velásquez-Valle *et al.*, 2013).

2.2.2. Control químico

Es el principal método de control empleado (Velásquez-Valle *et al.*, 2013; Martínez-Ruiz *et al.*, 2016), en el mercado existen una gran variedad de fungicidas que son utilizados por los agricultores como lo son; Azoxystrobin (Martínez-Ruiz *et al.*, 2016; Obregón *et al.*, 2016), azufre (Dafermos *et al.*, 2012), Tebuconazole mas Trifloxistrobin (Obregón 2016), Clorotalonil, Benomil, Triamidedon, Boscalid mas Pyraclostrobin (Velásquez-Valle *et al.*, 2013; Obregón *et al.*, 2016), Miclobutanil, entre otros (Velásquez-Valle *et al.*, 2013). Sin embargo, el uso de estos fungicidas en ocasiones no logra resolver el problema, debido a que con el paso del tiempo el hongo genera resistencia (Mitidieri *et al.*, 2010; Obregón *et al.*, 2016; Longone *et al.*, 2020), además, ocasionan contaminación ambiental, afectan a la salud de las personas (Longone *et al.*, 2020) y son costosos (Martínez-Ruiz *et al.*, 2016).

2.2.3. Alternativas de control

Existen algunas alternativas del control para esta enfermedad como lo es; el uso de jabón con triclosan y fosfatos, bicarbonato de sodio y potasio (Obregón *et al.*, 2016) el cual inhibe la germinación de esporas y la deshidratación de la pared celular de las esporas, además del control biológico (Longone *et al.*, 2020)

mediante el uso de filtrados de *Trichoderma harzianum* y *Trichoderma viride* (Mitidieri *et al.*, 2010), el uso de aceites y extractos de plantas que contienen algunos compuestos tóxicos para hongos, por ejemplo, la cola de caballo (*Equisetum arvense*) la cual contiene saponinas, ácidos orgánicos y ácido salicílico (Longone *et al.*, 2020). Adicionalmente, existen algunos compuestos de origen natural como el quitosano el cual ha demostrado tener efecto en la reducción de *L. taurica* en el cultivo del tomate (Dafermos *et al.*, 2012).

2.2.4. Quitosano

El quitosano es un derivado desacetilado de la quitina, la cual es el segundo polisacárido más abundante en la naturaleza, esta se encuentra en los caparazones de los crustáceos, insectos y paredes celulares de los hongos (Monter-Miranda *et al.*, 2016; Romero–Serrano y Pereira 2020; Rodríguez-Pedroso *et al.*, 2021), es un polisacárido nitrogenado con una alta masa molecular (Cisneros *et al.*, 2019), constituida por poli- β -(1,4)-N-acetil-D-glucosamina (GlcNAc) unida covalentemente a catecoles y proteínas (Monter-Miranda *et al.*, 2016). Por su parte el quitosano es un copolímero lineal compuesto por restos de unidades de D-glucosamina y en menor proporción por N-acetil D-glucosamina unidas por enlaces β 1,4, distribuidas aleatoriamente, dichos contenidos de estas unidades determinan las propiedades físico-químicas y biológicas (Curbelo *et al.*, 2021; Rodríguez-Pedroso *et al.*, 2021).

El quitosano posee grupos aminos libres, los cuales son protonados por ácidos, lo que le permite unirse a sustancias con cargas negativas (lípidos y proteínas), le brinda algunas cualidades como ser adherente, absorbente y floculante (Rodríguez-Pedroso *et al.*, 2021), además, lo vuelve soluble a pH ácidos a diferencia de la quitina que no lo es, esto debido a que disminuye las repulsiones electrostáticas lo cual le permite que se comporte como un polielectrolito (Romero–Serrano y Pereira 2020; Pasotti *et al.*, 2020) el cual, a pH ácidos los residuos aminos son protonados lo que le confiere carga positiva a los residuos de glucosamina, lo cual le permite que se una fuertemente a las superficies con

cargas negativas. El quitosano es más soluble cuando la carga positiva sobre el C-2 del monómero de glucosamina está a un pH menor a 6 (Rodríguez-Pedroso *et al.*, 2021)

La extracción del quitosano se realiza principalmente de caparazones de camarón (Holguin-Peña *et al.*, 2020), los cuales son desechados y ocasionan contaminación ambiental, estos residuos poseen hasta un 20 % de quitina, pigmentos, lípidos, proteínas y minerales (Cabanillas *et al.*, 2020), algunos otros autores mencionan que los residuos del camarón llegan a poseer hasta un 40 % de quitina (Romero-Serrano y Pereira, 2020), de aquí su importancia en su utilización para la obtención de quitina y quitosano.

Existen diversos métodos para la obtención del quitosano, en todos primeramente se debe de extraer la quitina. El método comúnmente más empleado es el método químico, donde se utilizan ácido (ácido clorhídrico (HCl) al 0.6 N a una relación 1: 11 sólido- líquido) para desmineralizar, posteriormente se usa álcalis (hidróxido de sodio (NaOH) al 1 % por 24 horas en agitación) para eliminar proteínas, seguido de lavados hasta obtener un pH cercano a neutro, como resultado de este proceso se obtiene la quitina (Ríos *et al.*, 2020). Posteriormente, la quitina es transformada a quitosano mediante la desacetilación con NaOH al 50 % (en relación 1: 8 sólido- líquido) en agitación por 100 h a 100 °C (Sedaghat *et al.*, 2016), sin embargo, este método tiene algunas consecuencias como lo son; causar contaminación ambiental y la inconsistencia de las propiedades del quitosano (Gamal *et al.*, 2016). Otro método de obtención es la fermentación bacteriana, el cual consiste en utilizar bacterias como *Bacillus* y *Pseudomonas* capaces de producir enzimas proteolíticas, las cuales se ponen a fermentar con cáscaras de camarón enriquecidas con sacarosa por un periodo de 7 días en agitación constante, posteriormente se filtra y se obtiene la quitina (Gamal *et al.*, 2016; Sedaghat *et al.*, 2016) y se obtiene el quitosano de igual manera que en el método químico. Con este método se logra obtener un mayor rendimiento y un mayor porcentaje de desacetilación, además, de no causar contaminación en comparación con el

método químico (Rosmawati *et al.*, 2019). Existen otros métodos como lo es el método enzimático con el cual se obtiene la quitina mediante la utilización de algunas enzimas como la quimotripsina, papaína (Cisneros *et al.*, 2019) y alcalasa, sin embargo, este método tiene el inconveniente del alto costo de las enzimas y al igual que en los demás métodos la conversión de quitina a quitosano se realiza mediante proceso químico (Cisneros *et al.*, 2019). Para la conversión de quitina a quitosano está también puede ser desacetilada utilizando algunas enzimas como lo es la quitina desacetilasa, la cual, cataliza la hidrólisis de los enlaces N-cetamido de la quitina para convertirla a quitosano (Kaur *et al.*, 2012).

La desacetilación es la eliminación de los grupos acetilos de la quitina hasta alcanzar un completo grupo amino (NH_2) (Curbelo *et al.*, 2021) como se puede observar en la figura número 5. Para que la quitina se convertida a quitosano se requiere una conversión del más del 60 % de sus grupos amidos a aminos (NH_2) (Romero–Serrano y Pereira, 2020).



Figura 5: Desacetilación de quitina para convertirse a quitosano. Fuente: Romero–Serrano y Pereira (2020) con modificaciones.

El quitosano debido a su biocompatibilidad y biodegradabilidad es utilizado en diversas áreas como lo es; en la industria, área de la salud, alimentación, biotecnología, agricultura (Rautela *et al.*, 2019; Pasotti *et al.*, 2020; Romero–Serrano y Pereira 2020), tratamiento de aguas contaminadas, entre otras muchas (Romero–Serrano y Pereira 2020).

2.3. Uso del quitosano en la agricultura

Existen diversos estudios sobre el uso del quitosano en la agricultura, debido a su capacidad antagonica en contra de diversos fitopatógenos (Tabla 1), además, una de las principales ventajas del uso de este biopolímero en la agricultura es su bajo riesgo de contaminación ambiental e inocuidad al no perjudicar la salud de las personas, ya que su DL50 oral en ratones es superior a 16 gr/día por kg de peso, siendo esta mayor a la de la sacarosa (Raafat *et al.*, 2008; Pasotti *et al.*, 2020).

La capacidad de inhibitoria del quitosano está relacionada con sus características químicas como lo es, un alto grado de desacetilación y un bajo peso molecular (Palma-Guerrero *et al.*, 2010; Rodríguez-Pedroso *et al.*, 2021).

Tabla 1: Reportes de antagonismo de quitosano en contra de diversos fitopatógenos

Fitopatógeno	% de antagonismo	Referencias
<i>Phytophthora capsici</i>	100 %	Ramírez-Benítez <i>et al.</i> , (2019)
Oídio	54 – 70 %	Dafermos <i>et al.</i> , (2012)
<i>Alternaria</i> sp	80 %	Rodríguez-Guzmán <i>et al.</i> , (2019)
<i>Alternaria alternata</i>	50.6 %	Sánchez-Domínguez <i>et al.</i> , (2007)

<i>Colletotrichum gloeosporioides</i>	40 %	Bautista-Baños <i>et al.</i> , (2003)
<i>Sclerotium rolfsii</i>	Disminución de plantas enfermas	Hernández <i>et al.</i> , (2016)
<i>Podosphaera pannosa</i>	63.1 % de reducción de daño	Domínguez-Serrano <i>et al.</i> , (2016)
<i>Clavibacter michiganensis</i>	Disminución del desarrollo	Castañón-Viveros <i>et al.</i> , (2019)

La capacidad inhibitoria del quitosano en contra de diversos fitopatógenos se debe a que este biopolímero por medio de su carga positiva se une a la membrana celular del fitopatógeno la cual posee carga negativa (unión de grupo amino del quitosano (+) con el manosildiinositolfosfato-ceramida (-) del fitopatógeno), afectando su permeabilidad, ocasionando su ruptura lo que causa la salida del contenido celular como las proteínas. Se dice que también causa una desorganización de las membranas debido a que el quitosano forma canales de transporte de moléculas en bicapas lipídicas artificiales. Una vez dentro de la célula el quitosano se une al ADN e inhibe la síntesis de ARNn y por consiguiente la síntesis de proteínas. Tienen efecto quelante que une a trazas de metales inhibiendo la producción de toxinas y el crecimiento del micelio (Rodríguez-Pedroso *et al.*, 2021). En bacterias Gram negativas afecta la permeabilidad de la membrana externa, debido a que es atraído hacia esta mediante atracción electrostática de los lipopolisacaridos y en las Gram positivas se une a los ácidos teicoicos y lipoteicoicos afectando la interacción entre la pared y la membrana celular (Jiménez *et al.*, 2018).

Adicionalmente al control de fitopatógenos el uso del quitosano posee otros beneficios de gran interés en la agricultura como:

Inductor de mecanismos de defensa de las plantas: Al estimular la producción de algunas enzimas como, fitoalexinas, peroxidasa, catalasa, fenilalanina amonioliase (Rodríguez-Guzmán *et al.*, 2019; Adamuchio-Oliveira *et al.*, 2020), quitinasas, glucanasas, lisozimas y promover la formación de calosa y

lignificación (Dafermos *et al.*, 2012; Adamuchio-Oliveira *et al.*, 2020), como se observa en la figura 6.

Quitosano



Figura 6: Producción de enzimas que afectan el desarrollo de fitopatógenos, mediante la inducción de la defensa de la planta a la aplicación de quitosano. Fuente: Adamuchio-Oliveira *et al.*, (2020) con modificaciones.

Estimula el desarrollo de microorganismos benéficos: se dice que algunos microorganismos utilizan al quitosano como una fuente de nutrientes, ya que estos se logran desarrollar en medios que contienen quitosano como única fuente de carbono. *Trichoderma asperellum* produce una mayor cantidad de enzimas y metabolitos secundarios con propiedades antifúngicas al crecer en un medio con de quitosano (Rautela *et al.*, 2019). También existen reportes de la compatibilidad de bacterias con quitosano como es el caso de *Bradyrhizobium japonicum*, la cual aumenta la producción de UFC en presencia de quitosano (Costales *et al.*, 2017).

Promueve el crecimiento vegetal: se dice que el quitosano mejora la aireación del suelo, lo que favorece el desarrollo radicular, promueve la resistencia al

estrés hídrico debido a que le confiere resistencia a la pared celular de las plantas (Molina *et al.*, 2017), su descomposición en el suelo puede producir amonio el cual es aprovechado por las plantas, ayuda al cierre estomático haciendo más eficiente el uso del agua, incrementa la fotosíntesis (^aReyes-Pérez *et al.*, 2020) y aumenta el contenido de clorofila de las hojas (^aReyes-Pérez *et al.*, 2020; López *et al.*, 2021), además, aumenta la toma de nutrientes del suelo por parte de las raíces y estimula la síntesis de nutrimentos (^bReyes-Pérez *et al.*, 2020)

3. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. Ubicación del experimento

Esta investigación se llevó a cabo en el Laboratorio de Microbiología e Invernadero del Departamento de Parasitología Agrícola, de la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro (UAAAN), con sede en Saltillo, Coahuila, ubicada en las coordenadas geográficas 25° 21' 13" latitud N y 101° 1' 56" longitud oeste, a una altura de 1,742 msnm.

3.2. Material Biológico

Plántulas de chile serrano Platino de 50 días de germinadas en charolas en invernadero, fueron trasplantadas a vasos de unicel de 473 ml, los cuales contenían una mezcla de peat moss y perlita en relación 60 – 40 %. Dichas plantas se dejaron en el invernadero y se les realizó un seguimiento agronómico y visual hasta observar los signos y síntomas de la enfermedad conocida como cenicilla, para posteriormente, realizar los tratamientos homogenizando las plantas con un nivel similar de incidencia y severidad de la enfermedad, para posteriormente aplicar los tratamientos.

Se utilizó quitosano con un 100 % de desacetilación y un peso molecular viscosimétrico de 457, 000 g. mol⁻¹ o Dalton, el cual fue proporcionado por el Laboratorio de Microbiología de la UAAAN, dicho biopolímero fue extraído de quitina de camarón, extraída mediante fermentación bacteriana y posteriormente convertida a quitosano mediante desacetilación con NaOH al 50 % en relación 1:10 sólido: líquido (quitina: NaOH) en agitación constante y temperatura de 100 °C durante 10 h, y disuelto a una concentración del 3% en una solución de agua acidificada con ácido acético hasta alcanzar un pH de 5.5.

3.3. Identificación del fitopatógeno causante de la cenicilla del cultivo del chile

Se recolectaron 10 muestras de hojas de las plantas de chile serrano, que presentaban la sintomatología típica de la enfermedad (áreas manchadas de polvillo blanquecino al reverso de las hojas), dichas muestras fueron llevadas al Laboratorio de Microbiología, donde se realizaron preparaciones en portaobjetos con azul de lactofenol para buscar, observar y medir las estructuras de reproducción y crecimiento del fitopatógeno al microscopio compuesto (Motic BA210E) y ser comparadas por las descritas por Romero, (1993).

3.4. Evaluación del control de *Oidiopsis taurica* en hoja de chile serrano mediante aplicación de quitosano en laboratorio

Se colectaron hojas de chile que presentaban de un 16- 35 % de severidad (grado 4) de la enfermedad según la escala visual de la enfermedad (Fig. 7), las cuales, fueron llevadas al laboratorio donde se colocaron en recipientes de plástico con tapa (tres recipientes cuadrados y uno redondo). Por cada recipiente se colocó una hoja con algodón humedecido en el peciolo (Fig. 8). Se utilizaron cuatro hojas por Tratamiento, los cuales fueron los siguientes; T1- Quitosano al 0.0125 %, T2- Quitosano al 0.0250 %, T3- Quitosano al 0.05 %, T4- Quitosano al 0.1 %, T5- Quitosano al 0.2 % y T0- Testigo (Agua). Los tratamientos fueron aplicados mediante atomización a las 24, 96 y 168 h después de establecer las hojas en los recipientes. La evaluación de la severidad de la enfermedad se realizó 24 h después de la última aplicación de los tratamientos, esta se realizó al comparar los tratamientos con la escala visual de 7 niveles de la enfermedad (Fig. 7) y utilizando la fórmula 1 de Townsend y Heuberger citada por Domínguez-Serrano *et al.*, (2016), además, se evaluó la eficacia de control (EC) utilizando la fórmula 2 de Abbott descrita por Pérez-Torres *et al.*, (2018).

$$P = \Sigma (n \times e) / (N \times E) \times 100 \quad (1)$$

Dónde: P= porcentaje de daño; n= número de hojas por cada nivel según la escala; e= nivel respectivo de la escala; N= número total de hojas evaluadas y E= nivel mayor de la escala.

$$EC = (Cd - Td / Cd) \times 100 \quad (2)$$

Dónde: EC= eficacia de control, Cd= severidad en el testigo después de la aplicación de los tratamientos y Td= severidad en el Tratamiento después de la aplicación.

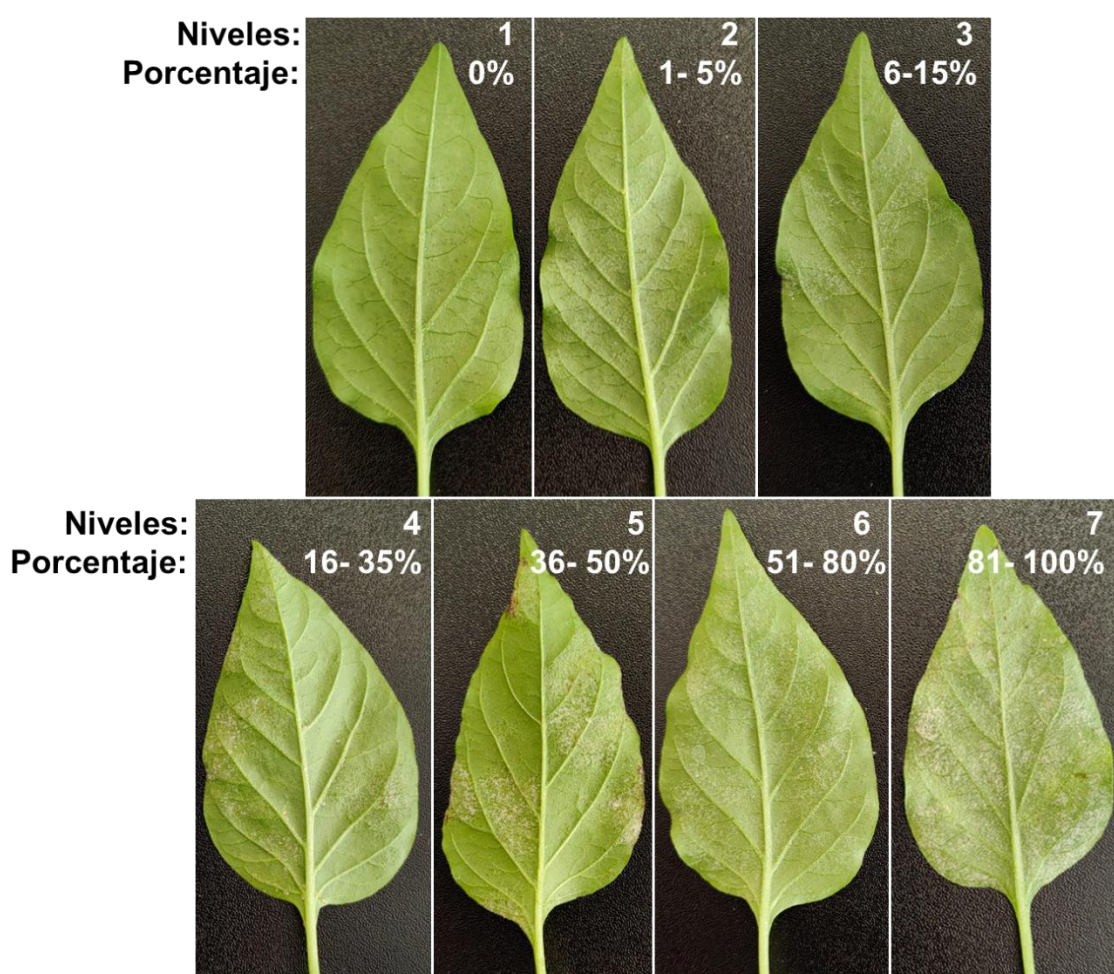


Figura 7: Escala visual de 7 niveles de severidad de *O. taurica* en hojas de chile (Jiménez-Pérez, et al., 2024).



Figura 8: Hojas de chile con signos de *Oidiopsis taurica* colocadas en recipientes plásticos para la posterior aplicación de los tratamientos.

3.5. Control de *Oidiopsis taurica* en plantas de chile serrano en invernadero mediante la aplicación de quitosano

La enfermedad se presentó a los 40 días después del trasplante, se eligieron plantas de chile con un nivel de incidencia no mayor a 30 % y una severidad de la enfermedad con un grado de 2 a 4 según la escala descriptiva de la enfermedad de 16 niveles (Tab. 2) descrita por Jiménez-Pérez *et al.*, (2021). Se eligieron un total de cinco plantas para cada tratamiento, las cuales se distribuyeron completamente al azar. Posteriormente, se aplicaron los tratamientos similares del objetivo anterior y un testigo con cinco repeticiones por tratamiento. Se realizaron tres aplicaciones de los tratamientos con intervalo de 5 días. Se evaluó el porcentaje incidencia contabilizando el número de hojas con presencia de la enfermedad por planta, además, se evaluó la severidad (Domínguez-Serrano *et al.*, 2016) de la enfermedad a las 48 h después de la última aplicación, esta última se realizó mediante la comparación con la escala de evaluación descriptiva de 16 niveles de la enfermedad (Tab. 2) y posteriormente se evaluó la **EC** según Pérez-Torres *et al.*, (2018).

Tabla 2: Escala descriptiva para la evaluación de la severidad de *Oidiopsis taurica* en plantas de chile.

% de área afectada		
Niveles	Planta	Hoja
1	0	0
2	1-30	1-15
3	1-30	16- 35
4	1-30	36- 50
5	1-30	51- 80
6	1- 30	81- 100
7	31-60	1-15
8	31-60	16- 35
9	31-60	36- 50
10	31-60	51- 80
11	31-60	81- 100
12	61- 100	1-15
13	61- 100	16- 35
14	61- 100	36- 50
15	61- 100	51- 80
16	61- 100	81- 100



Figura 9: Tratamientos de quitosano en contra de *Oidiopsis taurica* en chile serrano.

3.6. Análisis de datos

Los experimentos se analizaron bajo un diseño completamente al azar y los datos obtenidos se sometieron a un análisis de varianza (ANVA), con una prueba de comparación de medias de Tukey ($P \leq 0.05$) en experimento en laboratorio y una prueba comparación de medias de Duncan ($P \leq 0.05$) en el caso del experimento en invernadero, con el programa estadístico InfoStat versión 2019.1.2.0.

4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1. Identificación del agente causal de la cenicilla del chile

El fitopatógeno causante de la cenicilla en plantas de chile serrano y jalapeño fue identificado morfológicamente como *O. taurica* debido a que presento, apariencia de polvillo blanquecino en la superficie de la hoja (Fig. 10- A) debido a la presencia del micelio abundante, el cual es septado hialino e intracelular que emerge por los estomas, conidióforos ramificados en dos o tres ramas (Fig. 10- B), de los que se originan los conidios unicelulares tanto de forma lanceolada (Fig. 10- C a) como cilíndrica (Fig. 10- C b) al igual que las descritas por Romero, (1993) y Mosquera *et al.*, (2019). Los conidios presentaron tamaños variados siendo en promedio de 70 μm x 18 μm y 65 μm x 15 μm largo ancho para las conidias lanceoladas y cilíndricas respectivamente, siendo estas medidas similares a las reportadas por Soto y Lucero (2004), ^aReis *et al.*, (2004) y ^bReis *et al.*, (2004) para esta misma especie.



Figura 10: Características de *Oidiopsis taurica*: A) micelio en el envés de la hoja, B) conidióforo ramificado, C) a- conidio lanceolado y b- conidio cilíndrico.

4.2. Control de *Oidiopsis taurica* en hojas de chile mediante la aplicación de quitosano en condiciones de laboratorio

Como resultado de la aplicación de los diferentes tratamientos de quitosano se logró apreciar que en el aumento de la concentración del polímero disminuyó el porcentaje de severidad de la enfermedad y a su vez aumento el porcentaje de eficacia de control (EC), siendo la concentración de 0.2 % la que presentó el menor porcentaje de severidad con un 32.14 % y el mayor porcentaje de EC con un 65.39 %, siendo estadísticamente diferente a los demás tratamientos como se puede observar en la tabla 3, de igual manera en la figura 11 fue notorio como al aumentar las concentraciones de quitosano los síntomas de cenilla disminuyen particularmente en la concentración de 0.2% (Fig. 11- E) donde se aprecia menos presencia de la enfermedad en comparación con el tratamiento testigo (Fig. 11- F) donde fue evidente la presencia de la cenilla en toda la superficie de la hoja.

Algunos autores reportan la eficacia del quitosano en contra de algunos géneros de cenillas, por ejemplo, Moret *et al.*, (2009) evaluaron el efecto de un quitosano con una desacetilación del 85 %, para el control de 3 razas de *Sphaerotheca fuliginea* (raza 1,3 y 5) y *Erysiphe cichoracearum* en cotiledones de pepino, esto en cajas Petri en laboratorio (condiciones similares a las usadas en este estudio), como resultado obtuvieron que las concentraciones de 1 y 2.5 lograron reducir la severidad de dichos fitopatógenos con respecto al testigo que fue el que presentó mayor diámetro de las lesiones. Por su parte, Domínguez-Serrano *et al.*, (2016) al aplicar quitosano al 0.013 % lograron reducir la severidad de la cenilla del rosál hasta un 60.3% y 63.1 %, mientras que en nuestro estudio con la aplicación de 0.0125 % de quitosano logro reducir la severidad un 32.14 % con respecto al testigo, esta es menor a la reportada por dichos autores, quizás esto debido a que la cenilla evaluada por ellos pertenece a otro género (*Podosphaera pannosa*) diferente a *O. taurica*.

Tabla 3: Porcentaje de severidad y eficiencia de control de *Oidiopsis taurica* mediante la aplicación de lo quitosano en solución.

Tratamientos	% Severidad	% Eficacia de Control
	Medias $\pm$ E.E	Medias $\pm$ E.E

T1- 0.0125 %	60.72 ± BC	6.84	34.62 ± 7.36 BC
T2- 0.025 %	64.28 ±B	7.14	30.77 ± 7.69 C
T3- 0.05 %	57.14 ±BC	0.0	38.46 ± 0.00 BC
T4- 0.1 %	39.29 ±CD	3.57	57.70 ± 3.85 AB
T5- 0.2 %	32.14 ±C	3.57	65.39 ± 3.85 A
T0- Testigo	92.86 ±A	4.13	0.0 ± 4.44 D

*Medias estadísticas con letras distintas son significativamente diferentes (Tukey; $p \leq 0,05$).

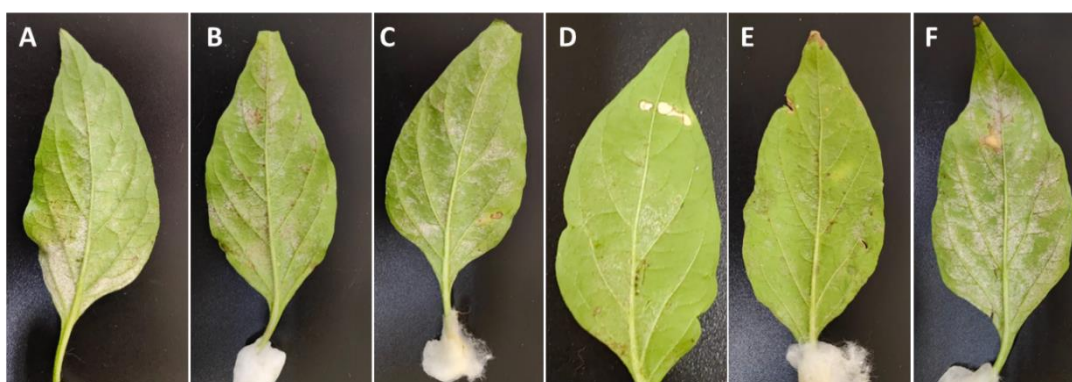


Figura 11: Hojas de los tratamientos después 24 h después de la última aplicación de quitosano, A) T1- 0.0125 %, B) T2- 0.025 %, C) T3- 0.05 %, D) T4- 0.1 %, E) T5- 0.2 % y F) testigo (agua).

4.3. Comprobación de la actividad antagónica del quitosano en contra de *Oidiopsis taurica* en condiciones de invernadero

En el estudio realizado directamente en plantas de chile serrano, se pudieron apreciar resultados similares que, en el ensayo en condiciones de laboratorio, donde al aumentar la concentración del quitosano disminuyó los porcentajes de incidencia y severidad, y a su vez aumentó la EC de la enfermedad, siendo el mejor tratamiento la concentración de 0.2 % de quitosano (T5) la que logró los mejores resultados, presentado apenas el 4.55 % de incidencia con una severidad del 8.75 % y logrando una EC de la enfermedad del 90.79 % estadísticamente superior a los de más tratamientos, especialmente al testigo el que presentó los mayores porcentajes de incidencia (98.57 %) y severidad (95 %) como se puede apreciar en la tabla 4, y se pudo observar en la figura 12,

donde se aprecia que como en las hojas de las plantas se disminuye la presencia de la cenicilla con forme aumenta la concentración del quitosano. En el tratamiento de 0.2 % de quitosano (Fig. 12- E) no se observó la presencia de este hongo, mientras que en el testigo (Fig. 12- F) las hojas están cubiertas por micelio y esporas de este ascomiceto, dándole una apariencia blanquecina y polvosa.

Dafermos *et al.*, (2012) reportan una reducción del 15 % del daño causado por *Leveillula taurica* (*O. taurica* anamorfo) en plantas de tomate mediante la aplicación de quitosano a una concentración de 500 gr/l. Con respecto al control químico de *L. taurica* Mauricio y Leal (2011), mediante la aplicación de tratamientos de azufre a concentraciones de 0.75, 1 y 1.25 kg/cilindro lograron reducir los daños causados por este hongo en alcachofa, logrando incidencias (38.02, 29.96 y 27.90 %) y severidades menores (24.91, 20.42 y 19.13 %) que en el testigo (36.26 y 53.15 %) respectivamente, logrando una eficacia de control (50, 67 y 71 %). Por su parte Longone *et al.*, (2020) al realizar aplicaciones de una mezcla de Boscalid 25,2% + Pyraclostrobin 12,8% en el cultivo de pimiento en invernadero, obtuvieron una incidencia de este hongo de un 50 % y con una severidad del 14 %, resultados inferiores a los obtenidos en nuestra investigación, ya que con la aplicación del 0.2% se logró obtener una menor incidencia y severidad de la enfermedad (4.55 y 8.75 %), lo cual se reflejó en una mayor EC (90.79 %) comparativamente mayor a la obtenida por dichos autores y muy similares a los obtenidos por Arici y Özkaya (2022) quienes lograron un 87 y 89% de control de esta enfermedad mediante la aplicación de un fungicida a base de una mezcla de 200 g/L de Fluopyram más 200 g L/1 de Tebuconazole.

Tabla 4: Porcentaje de incidencia, severidad y eficacia de control de *Oidiopsis taurica* después de la aplicación de los tratamientos.

Tratamientos	% incidencia Medias $\pm$ E.E	% Severidad Medias $\pm$ E.E	% Eficacia de Control Medias $\pm$ E.E
T1- 0.0125	40.28 $\pm$ 6.93 B	51.25 $\pm$ 5.38 B	46.05 $\pm$ 5.66 C

T2- 0.025	41.28 ± 6.28 B	41.25 ± 9.19 B	56.58 ± 9.67 C
T3- 0.05	29.51 ± 4.79 B	26.25 ± 6.06 C	72.37 ± 6.38 B
T4- 0.1	11.84 ± 3.33 C	15.00 ± 1.53 CD	84.21 ± 1.61 AB
T5- 0.2	4.55 ± 2.88 C	8.75 ± 1.53 D	90.79 ± 1.61 A
T0- Testigo	98.57 ± 1.43 A	95.00 ± 1.25 A	1.06 ± 0.26 D

*Medias estadísticas con letras distintas son significativamente diferentes (Tukey; $p \leq 0,05$).

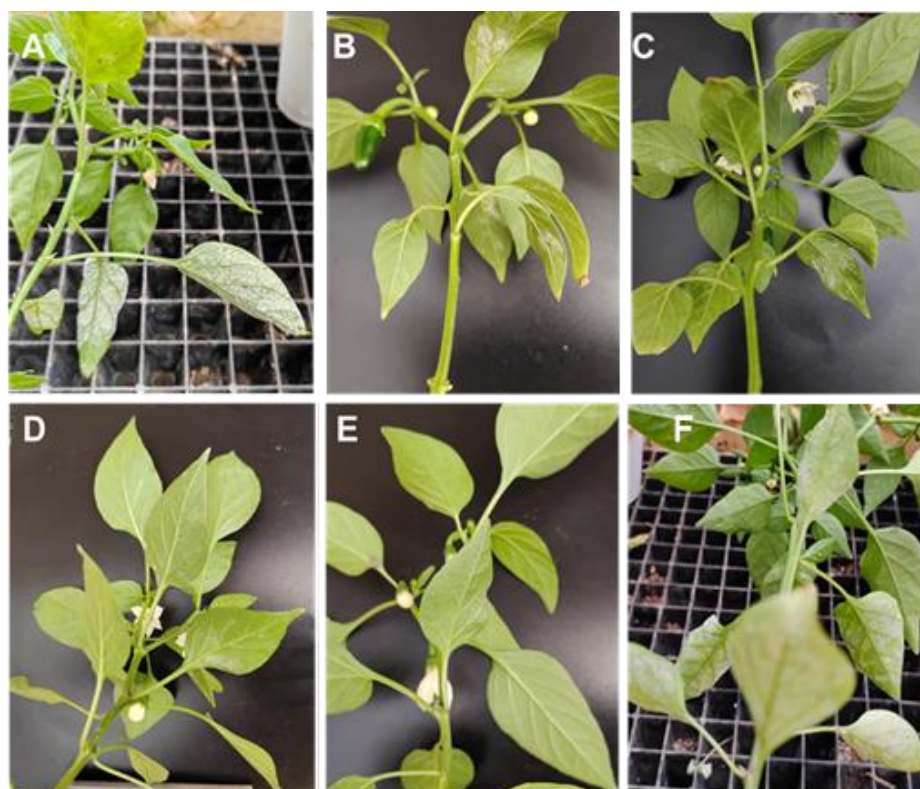


Figura 12: Plantas de chile 24 h después de la última aplicación de los tratamientos de quitosano, A) T1- 0.0125 %, B) T2- 0.025 %, C) T3- 0.05 %, D) T4- 0.1 %, E) T5- 0.2 % y F) testigo (agua).

El quitosano posee diferentes modos de acción como lo son, afectar la permeabilidad de la membrana celular del hongo lo que ocasiona su ruptura y la salida de nutrientes (CA^+ , K^+ y proteínas), forman canales artificiales de transporte de moléculas lipídicas lo que ocasiona desorganización de las membranas (Jiménez *et al.*, 2020; Rodríguez-Pedroso *et al.*, 2021), causa la pérdida del contenido de las esporas y la ruptura de la vacuola (Jiménez *et al.*, 2020), dichos efectos podrían tener relación a lo observado en este estudio, ya

que al realizar observaciones de las esporas y micelio de *O. taurica* al microscopio compuesto, estas se observaron deshidratadas y secas, esto a las 24 h después de la aplicación de los tratamientos con quitosano (Fig. 13- A), mientras que en el tratamiento testigo sin quitosano no presentaron estas características (Fig. 13- B), por lo cual se podría considerar a este biopolímero como una alternativa al uso de compuestos químicos en el control de *O. taurica*, además, teniendo como ventaja de que no afecta a la salud de las personas y del medio ambiente (Pasotti *et al.*, 2020).



Figura 13: Esporas de *Oidiopsis taurica* vistas al microscopio compuesto 24 h después de la aplicación de los tratamientos. A) Tratamiento con quitosano al 2% y B) tratamiento testigo.

5. CONCLUSIONES

A través de la observación microscópica, se confirmó que el agente causal de la cenicilla polvorienta en el cultivo de chile serrano corresponde a la especie *O. taurica* basados en sus estructuras de reproducción y crecimiento.

Se demostró que la severidad de la enfermedad en la planta de chile disminuye progresivamente conforme se incrementa la concentración del biopolímero, donde se alcanza una eficiencia de control del 65.39% con la aplicación de 0.2% de quitosano en solución en experimentos en condiciones de laboratorio, aunque para invernadero al aplicar esa misma concentración reflejó una efectividad del 90.79%.

Se concluye que el quitosano, obtenido de la cascara de camarón, mediante la fermentación bacteriana, es una bioalternativa eficaz al uso de fungicidas de síntesis química para el manejo y control de la cenicilla del cultivo del chile serrano provocada por *Oidiopsis taurica*.

6. BIBLIOGRAFÍA

- Adamuchio-Oliveira, L. G., Mazaro, S. M., Mógor, G., Sant'Anna-Santos, B. F., & Mógor, Á. F. (2020). Chitosan associated with chelated copper applied on tomatoes: Enzymatic and anatomical changes related to plant defense responses. *Scientia Horticulturae*, 271, 109431. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2020.109431>
- ARICI, Ş. E., & ÖZKAYA, R. (2022). Evaluation of Biofungicides in the Control against Powdery Mildew Disease [*Leveillula taurica* (Lev.) Arm.] in Pepper. *Kahramanmaraş Sütçü İmam Üniversitesi Tarım ve Doğa Dergisi*, 25(2), 274-281. <http://dogadergi.ksu.edu.tr/en/download/article-file/1688774>
- Bautista-Baños, S., López-Hernández, M., Bosquez-Molina, E., and Wilson, C.L. 2003. Effect of chitosan and plant extracts on growth of *Colletotrichum gloeosporioides*, anthracnose levels and quality of papaya fruit. *Crop Protection* 22:1087-1092. [https://doi.org/10.1016/S0261-2194\(03\)00117-0](https://doi.org/10.1016/S0261-2194(03)00117-0)
- Cabanillas, B. L. A., Gutiérrez, G. E. P., y Basilio, H. B. (2020). Desechos de camarón: un coctel de oportunidades para la industria. *Ciencia*, 71(4): 1-4. https://www.amc.edu.mx/revistaciencia/online/X1_71_4_1274_Desechos_Camaron.pdf
- Castañón-Viveros, S. A., Salas-Marcial, C., Ramos-García, M. L., Hernández-Romano, J., y Guillen-Sánchez, D. (2019). Efecto de formulaciones de ácido oleico y quitosano sobre el desarrollo in vitro de *Clavibacter michiganensis*. *Revista Mexicana de Fitopatología* 37 (1): 37-42. <https://dx.doi.org/10.18781/R.MEX.FIT.1903-6>

- Cisneros, P. I., Curbelo, H. C., Andrade, D. C., y Giler, M. J. M. (2019). Evaluación de la extracción enzimática de quitina a partir del exoesqueleto de camarón. *Revista Centro Azúcar*, 46(1): 51-63. http://scielo.sld.cu/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S2223-48612019000100051&lng=es&tlng=es
- Costales, D., Nápoles, M. C., Falcón, A. B., González, A. G., Ferreira, A., y Rossi, A. (2017). Influencia de quitosanas en la nodulación y el crecimiento vegetativo de soya (*Glycine max* L. Merrill). *Cultivos Tropicales*, 38(1), 138-146. http://scielo.sld.cu/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0258-59362017000100018&lng=es&tlng=es
- Curbelo, H. C., Palacio, D. Y., y Fanego, H. S. (2021). Desacetilación de quitina obtenida por vía química de exoesqueletos de camarón *litopenaeus vannamei*. *Revista Centro Azúcar*, 48(3): 53–61. http://centroazucar.uclv.edu.cu/index.php/centro_azucar/article/view/666
- Dafermos, N. G., Kasselaki, A. M., Goumas, D. E., Spantidakis, K., Eyre, M. D., & Leifert, C. (2012). Integration of elicitors and less-susceptible hybrids for the control of powdery mildew in organic tomato crops. *Plant disease*, 96(10): 1506-1512. <https://doi.org/10.1094/PDIS-10-11-0821-RE>
- Díaz-Aguilar RJ., Gallegos-Morales, G., Hernández-Castillo, FD., Espinoza-Ahumada CA., y Velarde-Felix S. (2022). Primer reporte de *Mortierella* sp. en el cultivo de Chile en Tamaulipas, México. *Scientia Fungorum*, 53: e1412. <https://doi.org/10.33885/sf.2022.53.1412>
- Domínguez-Serrano D, García-Velasco R, Mora-Herrera ME y Salgado-Siclan ML. 2016. Identificación y alternativas de manejo de la cenicilla del rosal. *Revista Mexicana de Fitopatología* 34: 22-42. <https://doi.org/10.18781/R.MEX.FIT.1509-1>
- Félix-Gastélum, R., Maldonado-Mendoza, IE., Beltran-Peña, H., Apodaca-Sánchez, MÁ., Espinoza-Matías, S., Martínez-Valenzuela, MC., Longoria-Espinoza, RM., y Olivas-Peraza, NG. (2017). Las cenicillas en cultivos agrícolas de Sinaloa: Situación actual sobre su identificación y líneas

- futuras de investigación. Revista mexicana de fitopatología, 35(1), 106-129. <https://doi.org/10.18781/r.mex.fit.1607-4>
- Gamal, R. F., El-Tayeb, T. S., Raffat, E. I., Ibrahim, H. M. M., y Bashandy, A. S. (2016). Optimization of low molecular weight chitosan production by a local isolated *Bacillus subtilis* strain. International Journal of Biological Macromolecules, 91: 598-608. <https://doi.org/10.1016/j.ijbiomac.2016.06.008>
- Guigón- López, C., y González- González, PA (2001). Estudio Regional de las Enfermedades del Chile (*Capsicum annuum*, L.) y su Comportamiento Temporal en el Sur de Chihuahua, México. Revista Mexicana de Fitopatología, 19 (1), 49- 56. <https://www.redalyc.org/articulo.oa?id=61219107>
- Hernández, P. D., Díaz, C. M., Quiñones, R. R., Santos, B. R., Portal, G. N., y Herrera, I. L. (2016). Efecto de medios biológicos y productos naturales sobre *Sclerotium rolfsii* Sacc. en frijol común. Centro Agrícola, 43(4): 79-87. http://scielo.sld.cu/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0253-57852016000400011&lng=es&tlng=es
- Holguin-Peña, R. J., Vargas-López, J. M., López-Ahumada, G. A., Rodríguez-Félix, F., Borbón-Morales, C. G., y Rueda-Puente, E. O. (2020). Efecto de quitosano y consorcio simbiótico benéfico en el rendimiento de sorgo en la zona indígena “Mayos” en Sonora. Terra Latinoamericana, 38(3), 705-714. <https://doi.org/10.28940/terra.v38i2.669>
- Jiménez, M. R, Arceo, M. M. T., y Loeza, L. P. D. (2018). Quitosano: actividad antimicrobiana y mecanismos de acción. e-CUCBA, 9: 17-23. <https://doi.org/10.32870/e-cucba.v0i9.98>
- Jiménez-Pérez, O., Gallegos-Morales, G., Espinoza-Ahumada, C. A., Delgado-Luna, C., Preciado-Rangel, P., & Espinosa-Palomeque, B. (2024). Potential of Chitosan for the Control of Powdery Mildew (*Leveillula taurica* (Lév.) Arnaud) in a Jalapeño Pepper (*Capsicum annuum* L.) Cultivar. Plants, 13(7), 915. <https://doi.org/10.3390/plants13070915>

- Kaur, K., Dattajirao, V., Shrivastava, V., y Bhardwaj, U. (2012). Isolation and Characterization of Chitosan-Producing Bacteria from Beaches of Chennai, India. *Enzyme Research*, 1- 6. <https://doi.org/10.1155/2012/421683>
- Longone, M. V., Aguado, G. D., Pisi, G. E., D'innocenzo, S. H., & Uliarte, E. M. (2020). Estudio preliminar de uso de compuestos biorracionales para el control de oidiopsis (*Leveillula taurica* (Lév.) Arn.) en pimiento bajo cubierta. EEA San Pedro, Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria (INTA), 1: 13- 17. https://inta.gob.ar/sites/default/files/intasp_cultivos-intensivos_di_proyecto_a1n1_2020_1.pdf
- López, T. S. F., Álvarez, S. A. R., Reyes, P. J. J., Vital, L. L., y Yanez, C. D. J. (2021). Respuesta agronómica y control fitosanitario de plantas de tomate (*Solanum lycopersicum* L), a la aplicación de quitosano. *Revista Científica Agroecosistemas*, 9(3): 6-12. <https://aes.ucf.edu.cu/index.php/aes/article/view/488>
- Martínez-Ruiz, F. E., Cervantes-Díaz, L., Aíl-Catzím, C. E., Hernández-Montiel, L. G., Sánchez, C. L. D. T., & Rueda-Puente, E. O. (2016). Hongos fitopatógenos asociados al tomate (*Solanum Lycopersicum* L.) en la zona árida del noroeste de México: La importancia de su diagnóstico. *European Scientific Journal*, 12(18): 232- 256. <http://dx.doi.org/10.19044/esj.2016.v12n18p232>
- Mauricio, L., y Leal, J. (2011). Efecto de la aplicación de azufre para el control de oidiopsis "*leveillula taurica*" en el cultivo de alcachofa (*Cynara scolymus* L.) var. imperial star *Scientia Agropecuaria*, 2(3): 169-176. <https://www.redalyc.org/articulo.oa?id=357633699006>
- Mitidieri, M. S., Strassera, M. E., Amoia, R. P., & Martinez Quintana, O. R. (2010). Evaluación de fungicidas para el control de oidiopsis (*Leveillula taurica* (Lév.) Arn.) en el cultivo de pimiento bajo cubierta. *Horticultura Argentina*, 29(68): 5- 9. <https://www.horticulturaar.com.ar/es/articulos/evaluacion-de-fungicidas-para-el-control-de-oidiopsis-leveillula-taurica-lev-arn-en-el-cultivo-de-pimiento-bajo-cubierta.html>

- Molina, Z. J. A., Colina, R. M., Rincón, D., y Vargas, C. J. A. (2017). Efecto del uso de quitosano en el mejoramiento del cultivo del arroz (*Oryza sativa* L. variedad sd20a). Revista de investigación agraria y ambiental, 8(2): 151-165. <https://doi.org/10.2 2490/21456453.2041>
- Monter-Miranda, J. G., Tirado-Gallegos, J. M., Zamudio-Flores, P. B., Rios-Velasco, C., Ornelas-Paz, J. J., Salgado-Delgado, R., Espinosa-Solis, V., y Hernández-Centeno, F. (2016). Extracción y Caracterización de propiedades fisicoquímicas, morfológicas y estructurales de quitina y quitosano de *Brachystola magna* (Girard). Revista Mexicana de Ingeniería Química, 15(3): 749-761. <http://www.rmiq.org/ojs311/index.php/rmiq/article/view/1028>
- Moret A, Muñoz Z and Garcés S. 2009. Control of powdery mildew on cucumber cotyledons by chitosan. Journal of Plant Pathology, 91(2): 375-380. <https://www.sipav.org/main/jpp/volumes/0209/020912.pdf>
- Mosquera, S., Chen, L. H., Aegerter, B., Miyao, E., Salvucci, A., Chang, T. C., Epstein, L., & Stergiopoulos, I. (2019). Cloning of the cytochrome b gene from the tomato powdery mildew fungus *Leveillula taurica* reveals high levels of allelic variation and heteroplasmy for the G143A mutation. Frontiers in microbiology, 10, 663. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2019.00663>
- Obregón, VG., Lattar, TE., Cardozo, NG., y Monteros Acevedo, JF. (2016). Evaluación de fungicidas biorracionales para el control *Leveillula taurica* en cultivo de pimiento en invernadero. Horticultura Argentina, 35(86): 37-43. <http://www.horticulturaar.com.ar/es/publicacion/86/>
- Obregón, VG. (2016). Guía para la Identificación de las enfermedades de pimiento en invernadero. Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria (INTA), 1a ed. https://inta.gob.ar/sites/default/files/inta-guia_identificacion_de_las_enfermedades_de_pimiento_en_invernadero_0.pdf
- Pasotti, V. S., Avila, S. A. J., y Martinelli, M. (2020). Obtención de quitina y quitosán por método sustentable a partir de cáscaras de langostino.

Naturalia Patagónica, 16: 111- 131.
https://ri.conicet.gov.ar/bitstream/handle/11336/147029/CONICET_Digital_Nro.67e6f828-ba4b-4224-803c-a695499e386b_A.pdf?sequence=2&isAllowed=y

Pérez-Torres, Ernesto, Bernal-Cabrera, Alexander, Milanés-Virelles, Pausides, Sierra-Reyes, Yurisandra, Leiva-Mora, Michel, Marín-Guerra, Soraya, & Monteagudo-Hernández, Odalys. (2018). Eficiencia de *Trichoderma harzianum* (cepa a-34) y sus filtrados en el control de tres enfermedades fúngicas foliares en arroz. Bioagro, 30(1), 17-26.
http://ve.scielo.org/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1316-33612018000100002&lng=es&tlng=es

Raafat, D., von Barga, K., Haas, A., y Sahl, H. G. (2008). Insights into the Mode of Action of Chitosan as an Antibacterial Compound. Applied and environmental microbiology, 74(12): 3764–3773.
<https://doi.org/10.1128/AEM.00453-08>

Rautela, A., Dwivedi, M., Tewari, A. K., y Kumar, J. (2019). Enzymatic activity and secondary metabolite profile of *Trichoderma asperellum* in presence of chitosan. Indian Phytopathology, 72(3): 437- 444.
<https://doi.org/10.1007/s42360-019-00158-1>

Ramírez-Benítez, J. E., Sabido, R. A. A., Velázquez, J. H. C., Ávila, N. L. R., Pereira, S. E. S., y Uc, G. L. (2019). 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>

Rautela, A., Dwivedi, M., Tewari, A. K., y Kumar, J. (2019). Enzymatic activity and secondary metabolite profile of *Trichoderma asperellum* in presence of chitosan. Indian Phytopathology, 72(3): 437- 444.
<https://doi.org/10.1007/s42360-019-00158-1>

^aREIS, A.; BOITEUX, L.S.; PAZ-LIMA, M.L.; SILVA, P.P.; LOPES C.A. (2004). Powdery mildew of *Allium* species caused by *Oidiopsis taurica* in Brazil.

Horticultura Brasileira, Brasília, v.22, n.4, p.758-760.
<https://doi.org/10.1590/S0102-05362004000400018>

^bReis, A., Lopes, C. A., Lima, M. L. P., & Boiteux, L. S. (2004). *Eryngium foetidum*, *Petroselinum crispum* and *Coriandrum sativum*: new apiaceae hosts of *Oidiopsis taurica* in Brazil. Fitopatologia Brasileira, 29(3), 339–339. doi:10.1590/s0100-41582004000300023

^aReyes-Pérez, Juan José, Rivero-Herrada, Marisol, García-Bustamante, Erick Leonardo, Beltran-Morales, Félix Alfredo, & Ruiz-Espinoza, Francisco Higinio. (2020). Aplicación de quitosano incrementa la emergencia, crecimiento y rendimiento del cultivo de tomate (*Solanum lycopersicum* L.) en condiciones de invernadero. Biotecnia, 22(3), 156-163. <https://doi.org/10.18633/biotecnia.v22i3.1338>

^bReyes-Pérez, Juan José, Enríquez-Acosta, Emmanuel Alexander, Ramírez-Arrebato, Miguel Ángel, Zúñiga Valenzuela, Elizabeth, Lara-Capistrán, Liliana, & Hernández-Montiel, Luis Guillermo. (2020). Efecto del quitosano sobre variables del crecimiento, rendimiento y contenido nutricional del tomate. Revista mexicana de ciencias agrícolas, 11(3), 457-465. <https://doi.org/10.29312/remexca.v11i3.2392>

Ríos, R. C. A., Bojórquez, V. G., Cárdenas, R. A., Mariscal, C. J., Justo, L. A. C, y Nito, C. M. A. N. (2020). Quitosano como fungicida a partir del exoesqueleto de camarón. Revista de ciencias tecnológicas, 3(1): 57– 62. <https://doi.org/10.37636/recit.v3i15762>

Rodríguez-Guzmán, CA., González-Estrada, RR., Bautista-Baños, S., y Gutiérrez-Martínez, P. (2019). Efecto del quitosano en el control de *Alternaria* sp. en plantas de jitomate en invernadero. TIP. Revista especializada en ciencias químico-biológicas, 22, e161. <https://doi.org/10.22201/fesz.23958723e.2018.0.161>

Rodríguez-Pedroso, AT., Bautista-Baños, S., Ramírez-Arrebato, MÁ., Plascencia-Jatomea, M., & Hernández-Ferrer, La. (2021). Quitosano y sus derivados, polímeros naturales con potencial para controlar a *Pyricularia oryzae* (Cav.). Cultivos Tropicales, 42(4), e15.

http://scielo.sld.cu/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0258-59362021000400015&lng=es&tlng=es

- Romero–Serrano, A., y Pereira, J. (2020). Estado del arte: Quitosano, un biomaterial versátil. Estado del Arte desde su obtención a sus múltiples aplicaciones. Revista INGENIERÍA UC, 27 (2): 118-135. <https://www.redalyc.org/articulo.oa?id=70764230002>
- Romero, C. S. 1993. Hongos Fitopatógenos. Universidad Autónoma de Chapingo, Carretera México-Texcoco. Chapingo, México. 347 p.
- Rosmawati, A., Rumhayati, B., y Srihardyastutie, A. (2019). Biorecovery of chitin from shrimp shell waste (*Litopenaeus vanamme*) using fermentation and co-fermentation of *L. plantarum* and *B. thuringiensis*. IOP Conference Series: Materials Science and Engineering, 546, 022019. <https://doi.org/10.1088/1757-899x/546/2/022019>
- Salari, M., Panjeke, N., Pirnia, M. y Abkhoo, J. (2010). First record of Genus *Leveillula* on a member of the Moraceae: *Leveillula Taurica* on *Ficus Carica*. African Crop Science Journal, 18 (3). <https://doi.org/10.4314/acsj.v18i3.68640>
- Sánchez-Domínguez, D., Bautista-Baños, S., & Castillo Ocampo, P. (2007). EFECTO DEL QUITOSANO EN EL DESARROLLO Y MORFOLOGÍA DE *ALTERNARIA ALTERNATA* (FR.) KEISSEL. Anales de Biología, (29), 23–32. Recuperado a partir de <https://revistas.um.es/analesbio/article/view/40741>
- Sedaghat, F., Yousefzadi, M., Toiserkani, H., y Najafipour, S. (2016). Chitin from *Penaeus merguensis* via microbial fermentation processing and antioxidant activity. International Journal of Biological Macromolecules, 82: 279– 283. <https://doi.org/10.1016/j.ijbiomac.2015.10.070>
- Sepahvand, K., Darvishnia, M., Khodaparast, S. A., & Bazgir, E. (2021). First report of powdery mildew caused by *Leveillula taurica* on *Opsicarpium insignis*. New Disease Reports, 44(1).
- SIB. (2022). Sistema de Información de Biodiversidad. <https://sib.gob.ar/taxonomia/genero/leveillula>

- SIAP. (2022). Panorama Agroalimentario 2022.
<https://www.gob.mx/siap/acciones-y-programas/panorama-agroalimentario-258035>
- Soto, JA., Lucero, H. (2004). "*Oidiopsis taurica*: nuevo patógeno de pimiento (*Capsicum annum* L.) y ají (*Capsicum frutescens* L.) en Mendoza (Argentina)". Revista de la Facultad de Ciencias Agrarias, Vol. 36(1): 87-100. <https://bdigital.uncu.edu.ar/161>.
- Velásquez-Valle, R., Reveles-Torres, LR., y Reveles- Hernández, M. (2013). Manejo de las principales enfermedades del chile para secado en el norte centro de México. Folleto Técnico. Núm 50. Campo Experimental Zacatecas. CIRNOC –INIFAP, 57 páginas.
<http://zacatecas.inifap.gob.mx/publicaciones/EnfChilS.pdf>