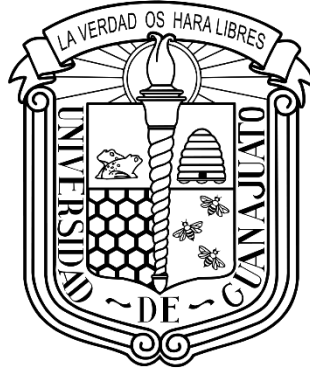


UNIVERSIDAD DE GUANAJUATO



CAMPUS CELAYA-SALVATIERRA
DIVISIÓN DE CIENCIAS DE LA SALUD E INGENIERIAS

***Streptomyces* spp. como antagonistas a *Phytophthora capsici* en plantas de chile tipo poblano.**

Tesis

Que para obtener el título de Ingeniero en Biotecnología presenta:

Aylin Aurora Juárez Navarro

Directora:

Dra. María Alejandra Mora Avilés

Co-directoras:

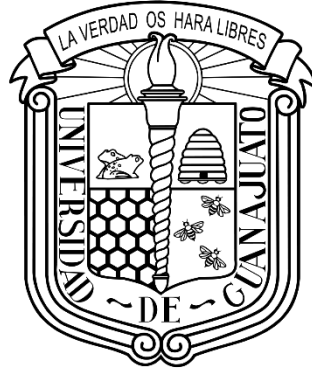
Dra. Bertha María Sánchez García

Dra. Blanca Estela Gómez Luna

Celaya, Gto.

Noviembre de 2024

UNIVERSIDAD DE GUANAJUATO



CAMPUS CELAYA-SALVATIERRA
DIVISIÓN DE CIENCIAS DE LA SALUD E INGENIERIAS

***Streptomyces* spp. como antagonistas a *Phytophthora capsici* en plantas de chile tipo poblano.**

Tesis

Que para obtener el título de Ingeniero en Biotecnología presenta:

Aylin Aurora Juárez Navarro

Directora:

Dra. María Alejandra Mora Avilés

Co-directoras:

Dra. Bertha María Sánchez García

Dra. Blanca Estela Gómez Luna

Celaya, Gto.

Noviembre de 2024



Celaya Guanajuato, 29 de octubre de 2024

**DRA. ISaura ARREGUÍN ARREGUÍN
DIRECTORA DE LA DIVISIÓN DE CIENCIAS
DE LA SALUD E INGENIERÍAS**

PRESENTE

Empleo este medio a fin de informar a usted que el trabajo de titulación en la modalidad de TESIS, cuyo título es "***Streptomyces spp. como antagonistas a Phytophthora capsici en plantas de chile tipo poblano***" y que fue realizado por la estudiante Aylin Aurora Juárez Navarro, cumple con los requisitos teóricos- metodológicos necesarios para ser presentado y defendido ante el jurado. Por lo anterior, le solicitamos de su autorización para que el alumno continúe con sus trámites de obtención de grado, nos permitimos hacer la siguiente propuesta: Fecha: 20 de noviembre 2024, Hora: 14:00 horas, Lugar: Sala audiovisual de la sede Mutualismo.

Sin otro asunto en particular, nos despedimos de usted y le solicitamos atentamente comunicarnos su respuesta a los correos electrónicos: be.gomez@ugto.mx, aa.juareznavarro@ugto.mx, quintero.a@ugto.mx, perez.s@ugto.mx, lm.landa@ugto.mx.

ATENTAMENTE

"LA VERDAD OS HARA LIBRES"

Dra. Blanca Estela Gómez Luna
Directora de Tesis

Dra. Sandra Pérez Aguilar
Sinodal

Dra. Anareli Quintero Jiménez
Sinodal

M.C. Luz María Landa Zavaleta
Sinodal

Dedicatoria

A mis padres Lourdes y Miguel, a mis hermanos Mina y Miki, su amor oportuno y compañía han permitido llegar a este capítulo de mi vida.

Por ser mi equipo y creer en lo que siempre creí desde pequeña.

A la Señora Irma, persona clave, gracias por la oportunidad que me dio hace seis años...

AGRADECIMIENTOS

Esta investigación de tesis, perteneciente al proyecto “Bacterias actinomicetales – Mecanismos de interacción antagónica y sus elementos moleculares de expresión en ajo y chile para el control de enfermedades” y “*Streptomyces* spp. agente biológico para el control de pudriciones de la raíz del cultivo de chile” con número SIGI 13264536256, pertenecientes al programa de investigación del área de biotecnología fue posible gracias al **Instituto Nacional de Investigaciones Forestales Agrícolas y Pecuarias** campo experimental Bajío que tuvo importante participación en aspectos de infraestructura, material biológico e instrumental de laboratorio.

Un profundo agradecimiento y apreciación a mis asesoras externas de tesis **Dra. Alejandra Mora Avilés** y **Dra. Bertha María Sánchez García**, dos personas modelo a seguir de las que me he visto privilegiada de su guía académica y múltiples consejos. Agudizar mi sentido crítico y disciplina así como cultivar una observación meticulosa fueron aprendizajes valiosos que he adquirido durante su asesoramiento; me gustaría reconocer sus finas correcciones que permitieron pulir este trabajo. Es un honor haber trabajado bajo su guía.

Agradezco a la **Dra. Blanca Estela Gómez Luna**, asesora interna de tesis por su valiosa disposición y atinada participación en la revisión y ajustes de este trabajo de tesis.

A mis revisoras de tesis, **M.C. Luz María Landa Zavaleta**, **Dra. Sandra Pérez Aguilar** y **Dra. Anareli Quintero Jiménez** por su gentil colaboración durante la edición de este documento. Agradezco el tiempo dedicado a leer mi trabajo en detalle así como el esfuerzo en brindarme retroalimentación precisa y constructiva.

***Streptomyces* spp. como antagonistas a *Phytophthora capsici* en plantas de chile tipo poblano.**

Por: Aylin Aurora Juárez Navarro

Dirigido por: María Alejandra Mora Avilés, Bertha María Sánchez García y

Blanca Estela Gómez Luna

RESUMEN

El cultivo de chile poblano enfrenta problemas fitosanitarios que comprometen la pérdida en rendimiento y calidad del fruto como la marchitez del chile. Esta enfermedad es causada diferentes patógenos en consorcio como *Rhizoctonia solani*, *Fusarium oxysporum* y el oomiceto *Phytophthora capsici*; sin embargo, los fungicidas y oomiceticidas usados para controlarlos implican problemas de persistencia ambiental y resistencia en patógenos. Los actinomicetos, como *Streptomyces* spp. producen compuestos como enzimas líticas y metabolitos de tipo antibiótico que inhiben la germinación o controlan el crecimiento de algunos fitopatógenos, y son capaces de promover el crecimiento de la planta. En este sentido, el objetivo de este trabajo fue evaluar la actividad antagónica contra *Phytophthora capsici* (Pc2) y la promoción de crecimiento de *Streptomyces lasiicapitis* (B22) y *Streptomyces neyagawaensis* (B31) en plantas de chile poblano variedad Ancho San Luis. El ensayo consistió en plantas inoculadas con Pc2 y la aplicación de las cepas de *Streptomyces* individualmente o en combinación (B22+Pc2, B31+Pc2 o B22+B31+Pc2), control positivo Ctrl+ (Pc2) y control negativo Ctrl- (agua). Las plantas inoculadas con B22+Pc2 mostraron 56% menos severidad en planta y 16% menos severidad en raíz en comparación con el Ctrl+. La cantidad de inóculo de Pc2 respecto a Ctrl+ fue suprimida un 65% en plantas con B22+Pc2. Ambas cepas tanto en manera individual o en combinación promovieron precocidad en las etapas fenológicas entre 20 y 25 días. Los parámetros como el número de frutos, diámetro y longitud de fruto, peso fresco, peso de 100 semillas, porcentaje de germinación y longitud de radícula de semilla germinada fueron influenciados positivamente por la protección ejercida por la presencia de *Streptomyces* spp.; sin embargo, no hubo ningún efecto sobre la longitud de las raíces y la altura de las plantas por la presencia de *Streptomyces* spp.

***Streptomyces* spp. as antagonist to *Phytophthora capsici* in poblano pepper plants.**

By: Aylin Aurora Juárez Navarro

Directed by: María Alejandra Mora Avilés, Bertha María Sánchez García and
Blanca Estela Gómez Luna

ABSTRACT

The poblano pepper crop faces phytosanitary problems such as pepper wilt that compromise yield and fruit quality. This disease is caused by a consortium of pathogens, including *Rhizoctonia solani*, *Fusarium oxysporum* and the oomycete *Phytophthora capsici*. However, fungicides and oomycetocides used to control them pose problems related to environmental persistence and pathogen resistance. Actinomycetes, such as *Streptomyces* spp., produce lytic enzymes and antibiotic-like metabolites that inhibit germination or growth control of certain phytopathogens and can also promote plant growth. In this context, this work aimed to evaluate the antagonism and growth-promoting activity of *Streptomyces lasiicapitis* (B22) and *S. neyagawaensis* (B31), against *P. capsici* (Pc2) in poblano peppers plants, variety Ancho San Luis, under greenhouse conditions. The experiment consisted of plants inoculated with Pc2 and the application of the *Streptomyces* strains individually or in combination (B22+Pc2, B31+Pc2 or B22+B31+Pc2), positive control Ctrl+ (Pc2) and negative control Ctrl- (water). Plants inoculated with B22+Pc2 showed 56% less severity in the plant pepper wilt and 16% less root damage, compared to Ctrl+. The amount of Pc2 inoculum relative to Ctrl+ was suppressed by 65% in plants treated with B22+Pc2. Both strains, either individually or in combination, promoted earlier phenological stages by 20 to 25 days. Parameters such as the number of fruits, fruit diameter and length, fresh weight, weight of 100 seeds, percentage of germination and seed-germinated radicle length were positively influenced by *Streptomyces* spp.; however there was no effect on root length and plant height because of the presence of *Streptomyces* spp.

INDICE

1	INTRODUCCIÓN	1
1.1	Justificación.....	2
1.2	Hipótesis.....	3
1.3	Objetivos.....	3
1.3.1	Objetivo general.....	3
1.3.2	Objetivos específicos.....	3
2	REVISION DE LITERATURA	4
2.1	Aspectos generales del chile.....	4
2.1.1	Origen y dispersión.....	4
2.1.2	Aplicaciones del chile en la gastronomía e industria	5
2.1.3	Importancia del chile en la dieta humana	5
2.1.4	Descripción taxonómica del chile	6
2.1.5	Descripción morfológica del chile.....	6
2.1.6	Requerimientos de clima y suelo para el cultivo de chile	6
2.1.7	Producción internacional, nacional y estatal del cultivo de chile.....	7
2.1.8	Enfermedades en el cultivo de chile.....	8
2.2	Aspectos generales de <i>Phytophthora capsici</i>	8
2.2.1	Origen y control de <i>Phytophthora capsici</i>	8
2.2.2	Taxonomía, ciclo de reproducción y síntomas de <i>Phytophthora capsici</i>	9
2.3	Aspectos generales del género <i>Streptomyces</i>	11
2.4	Ciclo de vida y condiciones de crecimiento del género <i>Streptomyces</i>	12
2.5	Morfología del género <i>Streptomyces</i>	12
2.6	<i>Streptomyces</i> spp. como promotor de crecimiento vegetal	14
2.7	<i>Streptomyces lasiicapitis</i>	14
2.8	<i>Streptomyces neyagawaensis</i>	15
3	METODOLOGÍA	16
3.1	Área de estudio	16
3.2	Material biológico	16
3.2.1	Antagonista bacteriano	16
3.2.2	Material patogénico	16
3.3	Actividad antagónica de B22 y B31 contra <i>Phytophthora capsici</i>	16
3.3.1	Material vegetal	16
3.3.2	Tratamiento de semillas y condiciones de crecimiento	16
3.3.3	Diseño experimental y análisis estadístico	17
3.3.4	Preparación medio líquido para reproducir <i>Streptomyces</i> spp.	17
3.3.5	Conteo de esporas en medio SNA modificado	18
3.3.6	Producción de zoosporas de <i>P. capsici</i>	18
3.3.7	Inoculación de plantas de chile con <i>Streptomyces</i> spp.	18
3.3.8	Co-inoculación de plantas de chile con <i>Streptomyces</i> spp. y <i>P. capsici</i>	19
3.3.9	Evaluación de la severidad de la enfermedad en planta y raíz	19

3.3.10	Evaluación de la incidencia de la enfermedad en plantas de chile.....	21
3.4	Evaluación de crecimiento y desarrollo en plantas de chile.....	22
3.4.1	Registro de etapas fenológicas en plantas de chile.....	22
3.4.2	Altura de la planta desde la base del tallo	22
3.4.3	Longitud de raíz.....	22
3.4.4	Conteo de frutos por planta	22
3.4.5	Longitud y ancho de frutos.....	23
3.4.6	Peso fresco de frutos.....	23
3.5	Evaluación de calidad de la semilla recuperada	23
3.5.1	Peso de 100 semillas.....	23
3.5.2	Ensayo de germinación.....	23
4	RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	24
4.1	Actividad antagónica de <i>Streptomyces</i> spp. contra <i>P. capsici</i> en plantas de chile 24	
4.1.1	Evaluación de la severidad de <i>P. capsici</i> en planta y raíz de chile	24
4.1.2	Cuantificación de UFC de <i>P. capsici</i> en plantas de chile	27
4.2	Evaluación de la promoción de crecimiento y desarrollo por aplicación de <i>Streptomyces</i> spp. en plantas de chile poblano	29
4.2.1	Etapas fenológicas de plantas de chile poblano.....	29
4.2.2	Altura de planta	31
4.2.3	Longitud de raíz de plantas de chile	32
4.2.4	Frutos cosechados, diámetro central, longitud y peso fresco del fruto.....	33
4.2.5	Evaluación de calidad de la semilla recuperada	37
5	CONCLUSIONES	42
	REFERENCIAS.....	43

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1. Horizontes y sitios con descubrimientos de restos de chile.....	4
--	---

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Ciclo de reproducción de <i>Phytophthora capsici</i> . El oomiceto puede producir oosporas y zoosporas, estructuras de reproducción sexual y asexual respectivamente. En la reproducción sexual el tipo A1 de <i>P. capsici</i> forma estructuras reproductivas con el tipo A2 de <i>P. capsici</i> ; la oospora germina para producir esporangios que pueden germinar directamente o producir zoosporas en presencia de agua; ambas estructuras terminan por formar apresorios (Quesada-Ocampo <i>et al.</i> , 2023).....	10
Figura 2. Ciclo de vida de <i>Streptomyces</i> spp. a) En medio sólido y b) líquido (Torres <i>et al.</i> , 2023).....	13
Figura 3. Inoculación del plantas de chile con <i>Streptomyces</i> spp. Medio líquido ajustado a 1×10^8 esporas mL^{-1} de inóculo de, <i>S. lasiicapitis</i> (B22), <i>S. neyagawaensis</i> (B31) o una combinación de ambas, aplicado con una jeringa de 10 mL en la base de tallo de planta.	19
Figura 4. Escala de severidad en raíz según apariencia y volumen radicular: 0= sin lesiones; 1= ligero viraje de color; 2= ligero adelgazamiento, atrofia y necrosis de raíces; 3= necrosis y atrofia parcial; 4= necrosis parcial y total atrofia y 5= total necrosis y atrofia (adaptado de Sunwoo <i>et al.</i> , 1996).....	20
Figura 5. Etapas fenológicas de <i>Capsicum annum</i> L. (figura modificada de SQM VITAS, 2023).	22
Figura 6. Evaluación de la severidad de <i>P. capsici</i> en planta de chile según escala de Sunwoo <i>et al.</i> (1996) [0= sin síntomas visibles de la enfermedad; 0.5= hojas ligeramente marchitas o lesiones marrones en los tallos; 1= hojas ligeramente marchitas con lesiones marrones que comienzan a aparecer en los tallos; 2= 30-50% de toda la planta enferma; 3= 50-70% de toda la planta enferma; 4=70-90% de toda la planta enferma; 5= planta muerta] en chile, variedad criollo San Luis, según el tratamiento, B22+Pc2 (<i>S. lasiicapitis</i> y <i>P. capsici</i>), B31+Pc2 (<i>S. neyagawaensis</i> y <i>P. capsici</i>), B22+B31+Pc2 (<i>S. lasiicapitis</i> , <i>S. neyagawaensis</i> y <i>P. capsici</i>), Ctrl+ (<i>P. capsici</i>), Ctrl- (agua). Cada grupo de barras representa la severidad promedio acumulada por tratamiento a lo largo de 13 semanas. Las barras representan el error estándar entre tratamientos.	25
Figura 7. Evaluación de la severidad de <i>P. capsici</i> en raíz (0= Sin lesiones; 1= Ligero viraje de color; 2= Ligero adelgazamiento, atrofia y necrosis de raíces; 3= Necrosis y atrofia parcial; 4= Necrosis parcial y total atrofia y 5= Total necrosis y atrofia.) en plantas de chile, variedad criollo San Luis, tratadas según el tratamiento, B22+Pc2 (<i>S. lasiicapitis</i> y <i>P. capsici</i>), B31+Pc2 (<i>S. neyagawaensis</i> y <i>P. capsici</i>), B22+B31+Pc2 (<i>S. lasiicapitis</i> , <i>S. neyagawaensis</i> y <i>P. capsici</i>), Ctrl+ (<i>P. capsici</i>), Ctrl- (agua). A) Cada barra contiene la severidad promedio en raíz,	

resultado de una única evaluación. Las barras representan el error estándar entre tratamientos con (Tukey $p \leq 0.05$). B) Apariencia final promedio del sistema radical.....26

Figura 8. A) Cuantificación de UFC de *P. capsici* presente en plantas de chile según el tratamiento: según el tratamiento, B22+Pc2 (*S. lasiicapitis* y *P. capsici*), B31+Pc2 (*S. neyagawaensis* y *P. capsici*), B22+B31+Pc2 (*S. lasiicapitis*, *S. neyagawaensis* y *P. capsici*) y Ctrl+ (*P. capsici*). La duración de la evaluación fue de 13 semanas, resultado de promediar las UFC contenidas en dos plantas elegidas al azar. Las barras representan el error estándar entre tratamientos con Tukey $p \leq 0.05$. B) Contenido de inóculo promedio de *P. capsici* (Pc2) cuantificado durante 13 semanas. Las barras representan el error estándar entre tratamientos (Tukey $p \leq 0.05$).29

Figura 9. Evaluación de crecimiento y desarrollo de plantas de chile en diferentes etapas fenológicas. Registro de tiempo empleado entre el la etapa de trasplante y la madurez comercial por cada tratamiento de actinobacterias según el tratamiento: B22+Pc2 (*S. lasiicapitis* y *P. capsici*), B31+Pc2 (*S. neyagawaensis* y *P. capsici*), B22+B31+Pc2 (*S. lasiicapitis*, *S. neyagawaensis* y *P. capsici*), Ctrl+ (*P. capsici*) y Ctrl- (agua), para llegar a las etapas fenológicas. Las barras representan el error estándar; letras diferentes entre tratamientos muestran significancia con Tukey $p \leq 0.05$30

Figura 10. Evaluación de crecimiento y desarrollo de plantas de chile. Altura de planta. Valores promedio de altura final de planta, variable evaluada a las 13 semanas del ensayo según el tratamiento: B22+Pc2 (*S. lasiicapitis* y *P. capsici*), B31+Pc2 (*S. neyagawaensis* y *P. capsici*), B22+B31+Pc2 (*S. lasiicapitis*, *S. neyagawaensis* y *P. capsici*), Ctrl+ (*P. capsici*) y Ctrl- (agua). Las barras representan el error estándar; letras diferentes entre tratamientos muestran significancia con Tukey $p \leq 0.05$31

Figura 11. Evaluación de crecimiento y desarrollo de longitud de raíz en plantas de según el tratamiento B22+Pc2 (*S. lasiicapitis* y *P. capsici*), B31+Pc2 (*S. neyagawaensis* y *P. capsici*), B22+B31+Pc2 (*S. lasiicapitis*, *S. neyagawaensis* y *P. capsici*), Ctrl+ (*P. capsici*) y Ctrl- (agua). Las barras representan el error estándar; letras diferentes entre tratamientos muestran significancia con Tukey $p \leq 0.05$32

Figura 12. Evaluación de crecimiento y desarrollo. Promedio de frutos cosechados. Cantidad promedio de frutos cosechados por repetición al interior de cada tratamiento: B22+Pc2 (*S. lasiicapitis* y *P. capsici*), B31+Pc2 (*S. neyagawaensis* y *P. capsici*), B22+B31+Pc2 (*S. lasiicapitis*, *S. neyagawaensis* y *P. capsici*), Ctrl+ (*P. capsici*) y Ctrl- (agua). Las barras representan el error estándar; letras diferentes entre tratamientos muestran significancia estadística con Tukey $p \leq 0.05$34

Figura 13. Evaluación de crecimiento y desarrollo. Diámetro central y longitud del fruto. Medidas promedio del diámetro central en frutos de acuerdo con cada tratamiento: B22+Pc2 (*S. lasiicapitis* y *P. capsici*), B31+Pc2 (*S. neyagawaensis* y *P. capsici*), B22+B31+Pc2 (*S. lasiicapitis*, *S. neyagawaensis* y *P. capsici*), Ctrl+ (*P. capsici*) y Ctrl- (agua). Valores promedio de la longitud de los frutos en cada tratamiento. Las barras representan el error estándar; letras diferentes entre tratamientos muestran significancia estadística con Tukey $p \leq 0.05$35

Figura 14. Evaluación de crecimiento y desarrollo. Peso fresco del fruto. Medias del valor de peso fresco de los frutos en gramos al interior de cada tratamiento: B22+Pc2 (*S. lasiicapitis* y *P. capsici*), B31+Pc2 (*S. neyagawaensis* y *P. capsici*), B22+B31+Pc2 (*S. lasiicapitis*, *S. neyagawaensis* y *P. capsici*), Ctrl+ (*P. capsici*) y Ctrl- (agua). Las barras representan el error estándar; letras diferentes entre tratamientos muestran significancia estadística con Tukey $p \leq 0.05$36

Figura 15. Evaluación de crecimiento y desarrollo. Correlación entre variables de características del fruto. El diagrama de radar refleja el efecto del tratamiento: B22+Pc2 (*S. lasiicapitis* y *P. capsici*), B31+Pc2 (*S. neyagawaensis* y *P. capsici*), B22+B31+Pc2 (*S. lasiicapitis*, *S. neyagawaensis* y *P. capsici*), Ctrl+ (*P. capsici*) y Ctrl- (agua). sobre la calidad de los frutos de chile poblano.37

Figura 16. Evaluación de calidad de la semilla recuperada. Peso de 100 semillas. Evaluación de las semillas recolectadas en cada tratamiento: B22+Pc2 (*S. lasiicapitis* y *P. capsici*), B31+Pc2 (*S. neyagawaensis* y *P. capsici*), B22+B31+Pc2 (*S. lasiicapitis*, *S. neyagawaensis* y *P. capsici*), Ctrl+ (*P. capsici*) y Ctrl- (agua). Las barras representan el error estándar; letras diferentes entre tratamientos muestran significancia estadística con Tukey $p \leq 0.05$38

Figura 17. Evaluación de calidad de la semilla recuperada y porcentaje de germinación. Valores de porcentaje de semillas germinadas al interior de cada tratamiento: B22+Pc2 (*S. lasiicapitis* y *P. capsici*), B31+Pc2 (*S. neyagawaensis* y *P. capsici*), B22+B31+Pc2 (*S. lasiicapitis*, *S. neyagawaensis* y *P. capsici*), Ctrl+ (*P. capsici*) y Ctrl- (agua). Las barras representan el error estándar; letras diferentes entre tratamientos muestran significancia estadística con Tukey $p \leq 0.05$38

Figura 18. Evaluación de largo de radícula promedio. Valores de porcentaje de semillas germinadas al interior de cada tratamiento: B22+Pc2 (*S. lasiicapitis* y *P. capsici*), B31+Pc2 (*S. neyagawaensis* y *P. capsici*), B22+B31+Pc2 (*S. lasiicapitis*, *S. neyagawaensis* y *P. capsici*), Ctrl+ (*P. capsici*) y Ctrl- (agua). Las barras representan el error estándar; letras diferentes entre tratamientos muestran significancia estadística con Tukey $p \leq 0.05$39

Figura 19. Apariencia de plántulas provenientes de semillas recuperadas de frutos de plantas de cada tratamiento: B22+Pc2 (*S. lasiicapitis* y *P. capsici*), B31+Pc2 (*S. neyagawaensis* y *P. capsici*), B22+B31+Pc2 (*S. lasiicapitis*, *S. neyagawaensis* y *P. capsici*), Ctrl+ (*P. capsici*) y Ctrl- (agua).41

1 INTRODUCCIÓN

El control de enfermedades en las plantas está altamente condicionado al uso de pesticidas que han generado costos importantes para la salud pública y el medio ambiente, en este sentido, la aplicación de agentes de control biológico que aprovecha la producción de enzimas líticas y antibióticos para inhibir o controlar el crecimiento de los patógenos en plantas, representa una opción importante para el manejo de plagas (Herrera-Estrella y Chet, 2004; Bushal y Mmbaga, 2020).

La marchitez en *Capsicum annuum* es una enfermedad causada por *Phytophthora capsici*, las especies de *Phytophthora* no pertenecen al reino Fungi, están incluidas en el reino Stramenopila como las algas pardas, diatomeas y mohos de agua (Drenth y Guest, 2013), aspectos como sus orígenes evolutivos en agua convierte a este oomiceto ampliamente distribuido por todo el mundo y cuyo rango de hospedadores es amplio, en un patógeno altamente destructivo que causa pudrición a nivel radicular y base del tallo; incluso genera pudrición o manchas en frutos lo que convierte a este oomiceto en una limitante en la producción (Granke *et al.*, 2011).

Los fungicidas tienen alta participación para controlar *P. capsici* sin embargo las diferencias entre oomicetos y hongos y el desarrollo de resistencias representan desafíos y riesgos (Wu *et al.*, 2020), en conjunto los métodos agrícolas y químicos son poco elegibles para manejar este patógeno por la capacidad que tienen las oosporas para mantener su viabilidad aún después de largos plazos y condiciones extremas ambientales en el suelo (Zhang *et al.*, 2010). Pruebas *in vitro* han demostrado que aislamientos de *P. capsici* en agua estéril han mantenido capacidad de supervivencia después de ser conservados durante 21 años (Molina-Gayoso *et al.*, 2016).

En la actualidad se ha considerado como alternativa el control biológico mediante la aplicación de ciertas bacterias dentro de estas se incluyen los actinomicetos, grupos de bacterias que producen compuestos como enzimas líticas y metabolitos de tipo antibiótico que inhiben la germinación o controlan el crecimiento de algunos fitopatógenos en plantas (Ezziyani *et al.*, 2004; Bautista-Calles *et al.*, 2014; Rodríguez-Guerra *et al.*, 2019; Trinidad-Cruz *et al.*, 2021) que han mostrado capacidad antagonista. Los actinomicetos, principalmente del género *Streptomyces* han resaltado por tener un amplio espectro de acción pues han demostrado capacidad de inhibir diferentes géneros de hongos y oomicetos fitopatógenos (Reyes-Tena *et al.*, 2015).

1.1 Justificación

Los problemas fitosanitarios involucrados en la producción del cultivo de chile en México están comprendidos por un conjunto de patógenos que provocan la marchitez del chile. En el estado de Guanajuato esta enfermedad compromete en diferentes grados cerca del 90% de la superficie sembrada que se traduce en pérdidas del 40 al 100% del cultivo (Pons-Hernández *et al.*, 2020).

Phytophthora capsici es el agente causal más relevante de la marchitez en chile y la principal acción para controlarlo es el uso de fungicidas químicos cuya acción está limitada por las diferencias entre oomicetos y hongos. Su uso constante causa diferentes riesgos como la resistencia del patógeno, daño a la salud humana y contaminación ambiental (Wu *et al.*, 2020).

Está ampliamente documentado el potencial que tienen los actinomicetos, especialmente el género *Streptomyces*, para su uso como agentes de control biológico por ser una fuente amplia de metabolitos bioactivos que están involucrados en la inhibición o reducción del crecimiento de fitopatógenos como *Phytophthora capsici* (Trinidad-Cruz *et al.*, 2021).

Entre los compuestos bioactivos que produce *Streptomyces* spp. también hay hormonas de crecimientos como las auxinas y giberelinas lo que cataloga a estas bacterias como promotoras de crecimiento vegetal.

Uniendo el factor de virulencia con la promoción de crecimiento, es importante caracterizar los efectos por aplicación de *Streptomyces* spp. en el desarrollo de la planta en presencia de un patógeno que compromete su desarrollo en las diferentes etapas fenológicas y de producción. Asimismo, es necesario comprender la interacción del agente de control

biológico como antagonista a *Phytophthora capsici*, así como su dualidad de función al promover el crecimiento y desarrollo en planta aún en presencia del patógeno y en interacción con otros microorganismos presentes en el suelo.

1.2 Hipótesis

La aplicación de *Streptomyces* spp. en plantas de chile inoculadas con *Phytophthora capsici* inhibe la proliferación *Phytophthora capsici* y la severidad del daño en planta, además promueve el crecimiento y desarrollo vegetal.

1.3 Objetivos

1.3.1 Objetivo general

Evlauar la actividad antagónica contra *Phytophthora capsici* (Pc2) y la promoción de crecimiento de *Streptomyces lasiicapitis* (B22) y *Streptomyces neyagawaensis* (B31) en plantas de chile poblano variedad Ancho San Luis..

1.3.2 Objetivos específicos

1. Determinar la incidencia y severidad en tallo y raíz ocasionada por *P. capsici* en plantas de chile tratadas con *Streptomyces* spp.
2. Identificar el efecto por aplicación de *Streptomyces* spp. en la aparición de cada etapa fenológica en plantas de chile.
3. Establecer los efectos en el crecimiento y rendimiento de plantas de chile por aplicación de *Streptomyces* spp.
4. Determinar la calidad de la semilla de chile producida posterior al tratamiento con *P. capsici* y *Streptomyces* spp.

2 REVISION DE LITERATURA

2.1 Aspectos generales del chile

2.1.1 Origen y dispersión

La hipótesis más aceptada en relación con la procedencia del género *Capsicum* habla de un “área núcleo” ubicada en Bolivia surcentral, la migración posterior a los Andes y Amazonia permitió fenómenos de radiación adaptativa y especiación (Aguirre y Muñoz, 2015).

Análisis de restos arqueobotánicos hallados en el valle de Tehuacán, Puebla, zona considerada pionera de la agricultura y la irrigación mesoamericana (SRE, 2018), permitieron reconstruir la dieta del habitante que corresponde a la fase El riego (7000 y 5000 a.C.). Los coprolitos encontrados revelaron presencia de restos de carne, semillas y tejido de chile que en conjunto probablemente son las evidencias más antiguas de este cultivo ya domesticado en Mesoamérica (Byers, 1967). Long-Solís (2013) proporciona una lista de horizontes y sitios en donde hubo restos de chile en las excavaciones que muestran posibles casos de difusión por contacto (Cuadro 1).

Cuadro 1. Horizontes y sitios con descubrimientos de restos de chile.

	Puebla	Oaxaca	Cuenca de México	Tamaulipas
Época incipiente (7000-5000 a.C.)	Tehuacán	Guilá Naquitz	Tenochtitlán Tula	Ocampo
Preclásico (2500 a.C.)	Tehuacán	Monte Albán Guila Naquitz	Tenochtitlán	
Clásico (100-900)	Tehuacán		Loma	Ocampo
Posclásico (900-1521)	Tehuacán		Torremote	Ocampo

Nota. Cuadro adaptado de *Sitios arqueológicos con restos de chile* (Long-Solís, 2013).

La difusión de esta planta a nivel mundial ocurrió después del descubrimiento de América, no hay referencias previas a este suceso que señalen la existencia del cultivo en otros continentes. Además de Cristóbal Colón, hubo conquistadores de diversos orígenes (españoles, portugueses, ingleses, holandeses y turcos) que se encargaron de que la migración de la planta sucediera mediante semillas y esquejes durante el siglo XVI (Long-Solís, 2013).

2.1.2 Aplicaciones del chile en la gastronomía e industria

El empleo principal de este fruto se enfoca en el área culinaria, fungen como un elemento que proporciona color, sabor, pungencia y textura a los alimentos (Aguilar Meléndez y Güemes Jiménez, 2020); es posible consumirlos en su forma fresca, cocida o como condimento; su presentación más habitual es en chiles congelados, deshidratados, encurtidos o enlatados (SAGARPA, 2017).

Para fines industriales el chile es materia prima en la obtención de oleorresina (mezcla de carotenoides, capsaicinoides y algunas vitaminas) presente en la preparación de embutidos y carnes frías, pinturas marinas, en el extracto base de algunos repelentes y en la mejora de mezclas de tabaco (Zamora *et al.*, 2017; Cardona *et al.*, 2006). La capsaicina, compuesto derivado del chile, es aplicada en el ámbito medicinal como analgésico tópico (Bosland y Votava, 2012).

2.1.3 Importancia del chile en la dieta humana

Existen varios compuestos bioactivos presentes en los frutos del chile como los antioxidantes que incluyen a la vitamina C, el compuesto hidrosoluble vitamina E y la vitamina P. El chile (en mayoría rojo) contiene cantidades significativas (21 600 RE(μ g) /100 g) de α - β y γ -carotenos, que son precursores de la vitamina A y responsables de la coloración roja del fruto. En conjunto la vitamina C y A son los principales antioxidantes de la dieta humana (Teodoro *et al.*, 2013; Bosland y Votava, 2012; Gerald y Combs, 2012).

Entre los alcaloides que contiene el fruto el que más abunda es la capsaicina, responsable de conferir la pungencia al fruto, es un agente antiinflamatorio y analgésico. Esta hortaliza contiene un complejo de vitaminas B₁ (tiamina), B₂ (riboflavina) y B₃ (niacina); además de otros constituyentes secundarios como los flavonoides, xantofilas y compuestos fenólicos que intervienen en los procesos de oxidación, al eliminar radicales libres, por lo que resultan

importantes para prevenir enfermedades degenerativas comunes (Hervert-Hernandez *et al.*, 2010).

2.1.4 Descripción taxonómica del chile

Todos los chiles pertenecen al género *Capsicum* que engloba a cultivos como la papa, el tomate y el jitomate que al igual que la planta de chile corresponden a la familia de las solanáceas. Hay 31 especies de chiles reportadas (Aguirre y Muñoz, 2015) de las cuales 12, incluyendo ciertas variedades, son utilizadas por el humano (Waizel-Bucay y Camacho, 2011) y cinco han sido domesticadas: *C. baccatum*, *C. chinese*, *C. pubescens*, *C. frutescens* y *C. annuum*.

2.1.5 Descripción morfológica del chile

En función de la variedad, la planta de chile puede tener hábito de crecimiento en forma de hierba o arbusto que, aun cuando puede medir hasta 4 metros de alto, generalmente es más pequeño. El tallo de la planta es erecto y ramificado, sus hojas son alternas y ovadas de hasta 10 cm, pero comúnmente son más cortas; las flores crecen solitarias y ocasionalmente en pares, el cáliz tiene forma acampanada y la corola es blanca, verdosa, amarillenta o violeta con cinco pétalos que tienden a tener forma triangular que contienen cinco anteras unidas a filamentos, los pedicelos son más largos y crecen en dirección al ápice de manera curva. El tamaño, forma y color del fruto son diferentes entre variedades y suelen ser carnosos y huecos en el interior con numerosas semillas circulares, planas y amarillentas (CONABIO, 2012).

El chile poblano es una planta herbácea que mide de 80 a 90 cm de altura, los tallos son ramificados y sus hojas miden cinco centímetros de largo por dos de ancho; el color de las flores puede ser blanco o crema. Cuando es de óptima calidad mide más de 10 cm de largo y seis cm de ancho, puede tener forma cónica o cónica-truncada y una hendidura bien marcada en la zona de unión al pedúnculo; las paredes del fruto son gruesas y onduladas en ocasiones (Long-Solís, 2013; Benítez -Victorino, 2015).

2.1.6 Requerimientos de clima y suelo para el cultivo de chile

La etapa fenológica rige el valor de temperatura óptima necesaria para el desarrollo normal del chile; la germinación se efectúa entre 25 y 35 °C, el desarrollo vegetativo sucede en temperaturas de 17 a 30 °C y la temperatura idónea para la etapa de fructificación es entre 18 a 27 °C, temperaturas superiores o inferiores comprometen la formación del fruto. Mientras que,

el valor de porcentaje de humedad relativo necesario durante el desarrollo debe ser entre 70 y 90%. Aun cuando el cultivo de chile puede adaptarse a diferentes suelos, presenta mejor desarrollo donde la textura es arenosa, franco limoso o franco arcilloso y tiene la capacidad de retener el agua y un buen drenaje, para inducir a un buen desarrollo; el pH óptimo para el cultivo varía de 5.0 a 7.0 (Barrantes-Jaikel, 2010; SIAP, 2010).

2.1.7 Producción internacional, nacional y estatal del cultivo de chile

De acuerdo con el Atlas Agroalimentario 2022 elaborado por el Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera (SIAP), de los países que producen chile verde, en todos sus subtipos, China es el principal productor con cerca de 16 000 000 de toneladas (Miranda, 2021); reportes más recientes indican que México es el segundo productor mundial con una cosecha de 3 681 061 t. Su principal cliente es Estados Unidos que adquirió 1 151 314 t en 2024 seguido por Alemania, Canadá, España, Reino Unido, Guatemala, Países Bajos, Japón, Francia, Australia y Brasil (SIAP, 2024).

Aún cuando en todo el país existen áreas de siembra de chile, Chihuahua destaca en volumen de cosecha (640,814 t) seguido por Sinaloa, Zacatecas, San Luis Potosí, Jalisco, Sonora, Michoacán, Guanajuato, Baja California Sur y Veracruz (SIAP, 2023). El dato más reciente de producción en general es de 36 585 698.35 (miles de pesos) para el cierre del año 2022; el anuario de producción agrícola 2022 posiciona al chile verde tipo morrón como la principal variedad con valor de producción de \$8 540 358.99 (miles de pesos) y después a los chiles tipo jalapeño (\$5 853 581.23), verde poblano (\$4 246 831.81), serrano (\$3 111 234.81) y seco mirasol (\$2 574 259.95) (SIAP, 2022).

Para la variedad de chile verde poblano las 10 241.81 h destinadas a cultivo representaron un valor de producción de \$4 246 831.81 miles de pesos; el estado de Zacatecas fue el principal productor con 6 079.50 h cosechadas (\$1 122 162.57 miles de pesos) seguido de Guanajuato con 3 270.50 h cosechadas (\$830 210.80 miles de pesos) y Jalisco con 1 625.50 h (\$647 047.55 miles de pesos) (SIAP, 2022).

A nivel municipal, la producción de chile verde poblano está mayormente representada en San Felipe con 1 560 h de producción (\$355 555.20 miles de pesos) y Dolores Hidalgo con 920 h (\$244 720.00 miles de pesos) (SIAP, 2022).

2.1.8 Enfermedades en el cultivo de chile

En general las principales enfermedades que afectan al cultivo de chile conducen a la pérdida en rendimiento y calidad de frutos y todas se valen de elementos como un hospedero susceptible en condiciones medioambientales óptimas y el desarrollo de una patología con un agente causal virulento como hongos, bacterias, virus y nematodos (Soto, 2018).

La marchitez del chile es una enfermedad cuyos síntomas son la pudrición a nivel de cuello y en raíz, manchas necróticas en la base de los tallos, clorosis y pudrición en aquellos frutos bajo condiciones de alta y constante humedad. Los principales patógenos que involucran este grupo de síntomas son *Phytophthora capsici* y *Fusarium oxysporum*; ambos se diseminan por escurrimiento superficial y debido a un riego excesivo o una mala capacidad de drenaje (Soto, 2018).

Alternaria alternata es un patógeno común en la planta de chile y aunque daña todas las partes de la planta, incluidas la semilla, la flor, el fruto y el brote, su presencia se manifiesta principalmente en manchas foliares en forma de anillos concéntricos en tonos verduscos (Kazerooni *et al.*, 2021).

Xanthomonas vesicatoria es una bacteria Gram negativa patógena y es el agente causal de la enfermedad de la mancha bacteriana en chile que causa importantes pérdidas en producción. El inicio del proceso de infección de *X. vesicatoria* puede suceder en los estomas, hidátodos o lesiones foliares y la colonización continua en el tejido vegetal lo que induce a un proceso de necrosis en hojas o frutos (Valerio-Landa *et al.*, 2021).

Otro grupo de microorganismos patógenos son los virus, las plantas con virosis en general tienen síntomas asociados a cambio de color como la presencia de mosaicos, moteados y necrosis; el ciclo de vida es más corto y las plantas comúnmente presentan ampollamiento y enanismo (Gonzalez-Franco *et al.*, 2014).

2.2 Aspectos generales de *Phytophthora capsici*

2.2.1 Origen y control de *Phytophthora capsici*

Los primeros registros de plantaciones afectadas por el género *Phytophthora* se relacionan con la crisis humanitaria conocida como la gran hambruna Irlandesa (1845-1846) que implicó severos daños en plantaciones de papa por la súbita aparición de un oomiceto que se creía era un hongo que ocasionó la enfermedad conocida como tizón tardío (*Phytophthora*

infestans) esto provocó muerte por inanición (pues la papa era la base de su dieta) y emigración de una gran cantidad de Irlandeses (Ribeiro, 2013; Sadurní, 2020).

Phytophthora capsici tuvo su primer registro en 1922; aislados de Chile en las parcelas de campo de la Estación Experimental Agrícola de Nuevo México (1918) permitieron su descripción, además se determinó que no solo era un patógeno específico de Chile, sino que también tiene presencia en cultivos como el tomate, berenjena y cucurbitáceas (Lamour *et al.*, 2011).

En la actualidad *P. capsici* es un patógeno que está involucrado en importantes pérdidas de la mayoría de las zonas de producción de cultivo de Chile del mundo por la capacidad que tiene este patógeno de adquirir resistencia genética y por su ciclo biológico. Actualmente se han reunido esfuerzos principalmente en el área de ingeniería genética que han permitido logros como generar variedades resistentes a este patógeno como “Criollo de Morelos 334”, una variedad autóctona de México (Sanogo *et al.*, 2023).

2.2.2 Taxonomía, ciclo de reproducción y síntomas de *Phytophthora capsici*

Phytophthora pertenece al reino Stramenopila, filo Oomycota, clase Oomycetes, orden Peronosporales, familia Pythiaceae. Se trata de un patógeno hemibiotrófico que al igual que otros miembros de este género es destructivo (por ejemplo *P. infestans* o *P. ramorum*) tiene una epidemiología agresiva dado el número masivo de esporas asexuales presentes en el huésped infectado (Lamour *et al.*, 2012).

El ciclo de la enfermedad incluye la reproducción sexual que consiste en el apareamiento de dos hifas diferentes, pues es un patógeno heterotálico (Iribarren *et al.*, 2016), los individuos con un conjunto específico de genes forman estructuras reproductivas con otros individuos para completar su ciclo reproductivo. La reproducción asexual origina zoosporas flageladas que provienen de esporangios. La zoospora subsiste en el suelo o tejido vegetal para poder germinar y producir micelio seguido de esporangióforos y esporangios; la presencia de agua permite su movilidad y germinación directa o diferenciación en numerosas zoosporas; tanto los esporangios como las zoosporas, al germinar, pueden formar estructuras denominadas apresorios y tubos germinativos que penetran directamente sobre la superficie de la planta mediante heridas o

aberturas naturales como los estomas o lenticelas (Figura 1) (Quesada-Ocampo *et al.*, 2023; Ribeiro, 2013).

Aunque múltiples cultivos son afectados por *P. capsici* los síntomas siempre incluyen la pudrición de raíz, foliar, del fruto y tallo, lo que constriñe el paso de agua y como respuesta, la planta se marchita y eventualmente muere (Quesada-Ocampo *et al.*, 2023).

La afinidad que tienen las zoosporas por las raíces de la planta, la tolerancia a diferentes rangos de condiciones ambientales, la latencia de las zoosporas durante años por su pared celular gruesa y la variación genética significativa, son factores que provocan que la enfermedad sea difícil de controlar (Lamour *et al.*, 2012; Quesada-Ocampo *et al.*, 2023).

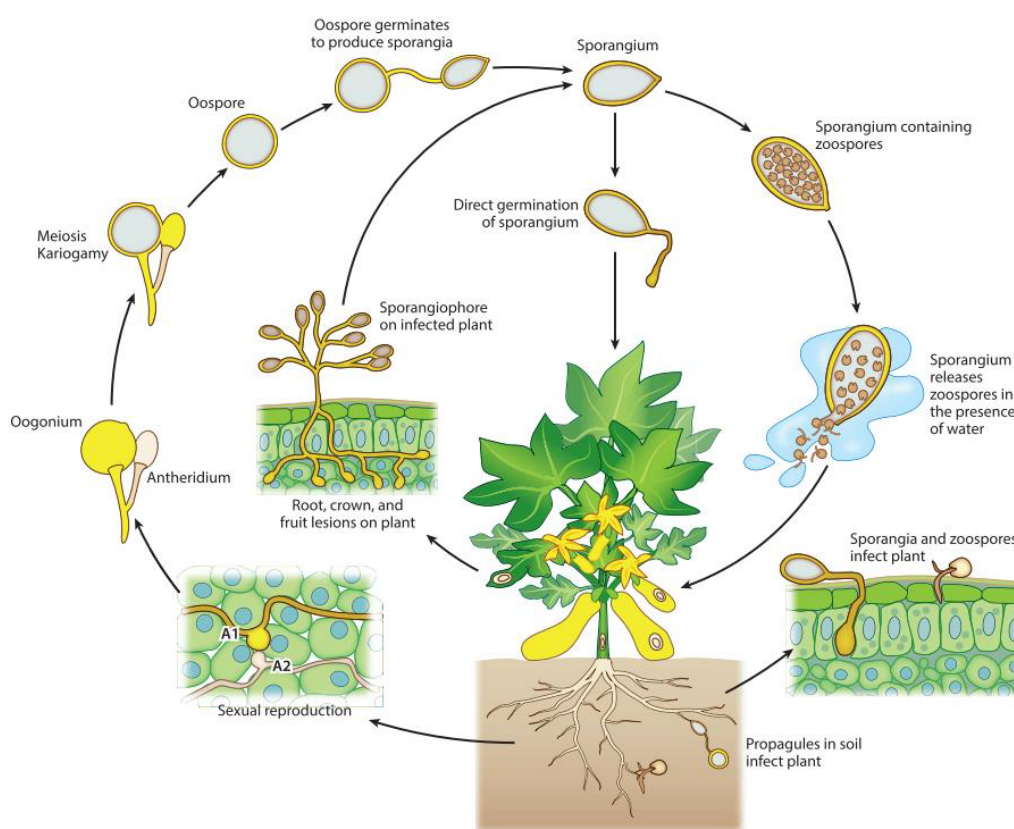


Figura 1. Ciclo de reproducción de *Phytophthora capsici*. El oomiceto puede producir oosporas y zoosporas, estructuras de reproducción sexual y asexual respectivamente. En la reproducción sexual el tipo A1 de *P. capsici* forma estructuras reproductivas con el tipo A2 de *P. capsici*; la oospora germina para producir esporangios que pueden germinar directamente o producir zoosporas en presencia de agua; ambas estructuras terminan por formar apresorios (Quesada-Ocampo *et al.*, 2023).

2.3 Aspectos generales del género *Streptomyces*

Los estreptomicetos pertenecen al filo Actinobacteria, un conjunto de bacterias filamentosas unicelulares que producen esporas y con capacidad insuperable para la producción de diversos metabolitos secundarios bioactivos, este filo comprende bacterias Gram positivas que son valiosas para aplicaciones biotecnológicas especialmente las *Streptomyces* spp. que producen la mayoría de dichos compuestos (Charter, 2013; Puttaswamygowda *et al.*, 2019; Ortenberg y Telsch, 2003).

Streptomyces spp. están ampliamente distribuidas en el suelo, pertenecen al dominio Bacteria, filo Actinobacteria, orden Actinomycetales, suborden Streptomycineae y familia Streptomycetaceae. Producen metabolitos secundarios como antibióticos, fungicidas (hidrolasas como celulasas y quitinasas) o moduladores de la respuesta inmunitaria (Waksman y Henrici, 1943), además de compuestos que no son necesarios para el crecimiento o reproducción.

Esta ampliamente documentado que los metabolitos secundarios producidos por *Streptomyces* proporcionan ventajas competitivas al cumplir diferentes funciones, como promotores de crecimiento en plantas de frijol (García-Bernal *et al.*, 2022), pepino (Omar *et al.*, 2022), tomate (Chávez-Avila *et al.*, 2023) y chile (Robles-Hernández *et al.*, 2015; Sánchez-García *et al.*, 2019).

En cuanto a efectos de biocontrol la evidencia señala que estas bacterias tienen potencial antagonista frente a microorganismos competidores que incluyen bacterias como *Ralstonia solanacearum* en jitomate (Manigundan *et al.*, 2022; Zaki *et al.*, 2022) y hongos como *Botryosphaeria dothidea* en arándanos (Wang *et al.*, 2022), *Colletotrichum gloeosporioides* en mango (Zhou *et al.*, 2022), patógenos que causan pudrición en raíz en frijol (Díaz-Díaz *et al.*, 2023), *Fusarium oxysporum* f. sp. *cubense* agente causal de la marchitez del banano (Zhang *et al.*, 2022) y *Magnaporthe oryzae* un hongo presente en el arroz (Liu *et al.*, 2022; Law *et al.*, 2017).

En el cultivo de chile se ha buscado controlar el complejo de patógenos que están involucrados en la enfermedad de la marchitez del chile como *Fusarium* spp., Robles-Hernández *et al.* (2015) evaluaron la efectividad de la cepa de *Streptomyces* sp. PRIO41 como agente de biocontrol de *Fusarium* spp. en plantas de chile jalapeño y reportaron efectividad por

parte de PRIO41 tanto en ensayos *in vitro* como en pruebas en invernadero donde el agente de biocontrol redujo la marchitez por *Fusarium* spp. hasta en un 40%.

Streptomyces spp. también ha sido utilizada para controlar a *P. capsici* en plantas de Chile. Estudios en invernadero realizados por Sanogo y Lujan (2022) reportaron porcentajes mayores a 50% de plantas de Chile sobrevivientes inoculadas con *P. capsici* cuyo suelo fue tratado con *S. lydicus* y *S. griseoviridis*, en comparación con suelo no tratado.

2.4 Ciclo de vida y condiciones de crecimiento del género *Streptomyces*

En medios sólidos *Streptomyces* spp. acumula nutrientes como lípidos, glucógeno y polifosfatos que están implicados en la formación de micelio aéreo (una red densa y ramificada de hifas compartimentadas) cuando hay deficiencia nutricional. Una segunda fase consiste en el desarrollo de hifas aéreas a partir del micelio formado, estas se nutren de los productos de la degradación del micelio. La tercera fase implica que las hifas sufran un proceso de rizado, formación de septos y engrosamiento de la pared celular con el fin de generar esporas unicelulares en cadena que cuando se liberan y tienen condiciones idóneas, germinan para generar un nuevo micelio (Figura 2) (Torres *et al.*, 2023).

En medio líquido la formación de micelio es similar a como sucede en medio sólido, pero la segunda fase de crecimiento genera variedad de morfologías como micelios totalmente dispersos que se comportan como células individuales, redes de micelio abiertas y pellets o gránulos que son estructuras más densas. Las morfologías pueden coexistir en el mismo biorreactor pero la especie determina la presencia de los tipos morfológicos (Figura 2) (Lijtai-Szabó *et al.*, 2022; Torres *et al.*, 2023).

Generalmente los estreptomicetos se consideran mesófilos, pues crecen bajo temperaturas de entre 10 y 37 °C, además se comportan como neutrófilos (crecen en pH 5.0 y 9.0 con un óptimo cercano a pH 7.0). Estos microorganismos son descritos como aerobios obligados y esto depende del estado nutricional del medio, pues en medios pobres presentan crecimiento microaerófilo limitado (Kämpfer, 2012).

2.5 Morfología del género *Streptomyces*

Diferentes ensayos de caracterización describen a las colonias de *Streptomyces* spp. como regulares con centros ligeramente elevados y compactos, esporulación y textura seca,

micelio con filamentos rectos, flexibles y largos, esporas en cadena con forma espiral y superficie lisa (Zhong *et al.*, 2023; Zohra *et al.*, 2022; Zheng *et al.*, 2019). El color de la masa aérea es variable pues *Streptomyces* spp. pueden producir una amplia variedad de pigmentos que son responsables del color de los micelios vegetativos y aéreos y depende de la especie incluso, tipo de medio de cultivo (Tian *et al.*, 2024; Nandhini *et al.*, 2018; Kämpfer, 2012).

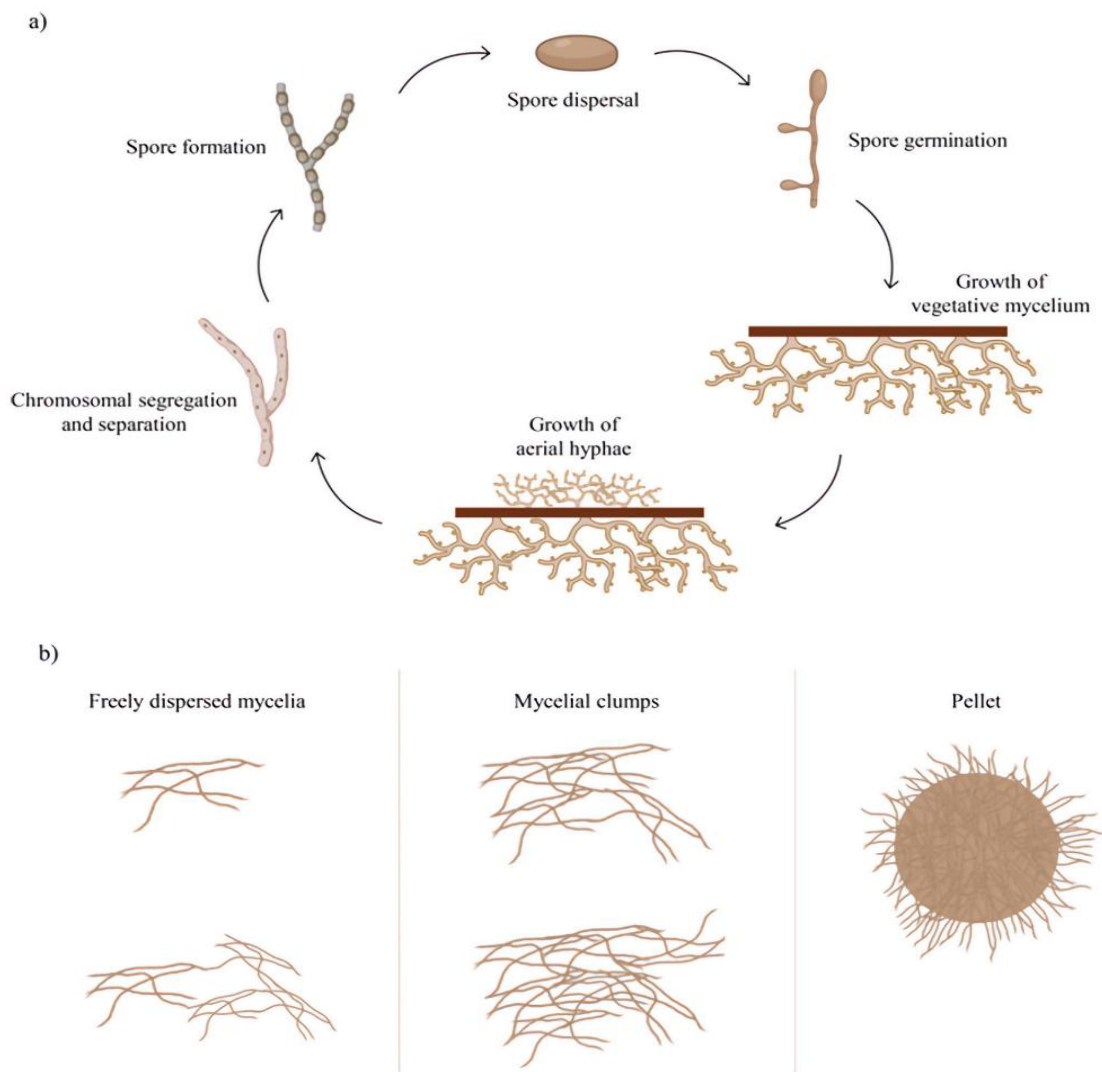


Figura 2. Ciclo de vida de *Streptomyces* spp. a) En medio sólido y b) líquido (Torres *et al.*, 2023).

2.6 *Streptomyces* spp. como promotor de crecimiento vegetal

Existe vasta documentación acerca de las funciones que tienen las actinobacterias en el suelo, y la clasificación de promotores del crecimiento vegetal que adquieren por realizar procesos como la degradación y mineralización de compuestos orgánicos, los cuales conducen a la producción de diversos compuestos bioactivos como las auxinas y giberelinas; ambas reguladoras de crecimiento vegetal (Condori-Pacsi *et al.*, 2019).

Las auxinas proporcionan diferentes efectos a nivel vegetal como la formación y elongación de tallos, producción de raíces adventicias y el aumento de la dominancia apical, a nivel celular están involucradas en procesos de división, elongación y diferenciación celular. Las giberelinas a nivel vegetal cumplen con procesos de elongación de raíces, hojas jóvenes, floración y la generación de brotes axilares; a nivel celular son capaces de sustentar la proliferación de tejidos vegetales madre y producir una alta división celular (Alcantara-Cortes *et al.*, 2019).

2.7 *Streptomyces lasiicapitis*

Lan *et al.* (2017) documenta la primera identificación de *Streptomyces lasiicapitis* aislada de individuos *Lasius fuliginosus* L., según la región de colonia observada, la morfología puede corresponder a micelio de sustrato bien desarrollado, hifas aéreas en forma de cadenas de esporas largas, rectas o sinuosas; las esporas con apariencia de bastoncillos inmóviles con superficie lisa; el color del micelio del sustrato va de blanco rosado a naranja rojizo y la masa aérea del blanco rosado a rojo. Temperaturas de 28 °C y pH 7.0 son ideales para su crecimiento (Lan *et al.*, 2017). Este actinomiceto es capaz de producir concanamicina, compuesto que presenta actividad antibacteriana y antifúngica que originalmente se detectó en aislados de micelio de *Streptomyces olivaceus* (Hans-Peter *et al.*, 1996).

Escrutinios *in vitro* evidenciaron potencial inhibitorio de la cepa B22 sobre *Rhizoctonia solani*, *Phytophthora capsici* y *Fusarium oxysporum*, y que además que muestra acción fungistática significativa sobre *P. capsici*, con un valor de porcentaje de inhibición de crecimiento radial del 100% a las 24, 48 y 72 horas de confrontación (Sánchez-García *et al.*, 2019). Ensayos posteriores de identificación molecular confirmaron que esta cepa guarda similitud en un 100% con *S. lassicapitis* (Sánchez-García *et al.*, 2022).

2.8 *Streptomyces neyagawaensis*

Descrita y nombrada en un reporte de investigación sobre antibióticos agrícolas (Yamamoto *et al.*, 1960). *Streptomyces neyagawaensis* fue aislada de suelo de Neyagawa, Osaka, Japón, la composición del medio de cultivo determina la morfología de las esporas, pueden ser cadenas de esporas largas en forma de espiral o cadenas cortas en espiral ya sea flexuosas o rectas. La superficie de la spora es lisa presenta colonias circulares arrugadas que forman una masa negra húmeda higroscópica conforme madura el cultivo; esta masa aérea es grisácea, el reverso de la colonia es oliva oscuro o marrón (Kämpfer y Goodfellow, 2012; Shirling y Gottlieb, 1972). Sus condiciones de crecimiento son temperaturas de 26 °C y pH neutro.

Este actinomiceto tiene propiedades antimicrobianas sobre bacterias, hongos y protozoos, esto se atribuye a la concamicina, el principal producto de su metabolismo secundario (Hwang *et al.*, 2013; Kumari *et al.*, 2020). Esta especie posee un amplio espectro de actividad antialgas, se ha demostrado que puede suprimir la biomasa de la cianobacteria *Mycrocystis aeruginosa* (Hee-jin *et al.*, 2005; Batt, 2014). En cuanto a control fúngico hay reportes de inhibición de *Rhizoctonia solani* presente en *Zoysia japonica* por efecto de aplicación de *S. neyagawaensis* (Jeon *et al.*, 2021). Además, ensayos de confrontación revelan efecto antagónico de *S. neyagawaensis* sobre *Phytophthora capsici* en un 100% (Sánchez-García; Com. Pers. 2023).

3 METODOLOGÍA

3.1 Área de estudio

Este ensayo se realizó en las instalaciones del Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias, Campo Experimental Bajío (INIFAP-CEBAJ) Celaya, Guanajuato.

3.2 Material biológico

3.2.1 Antagonista bacteriano

Se emplearon dos cepas de actinomicetos pertenecientes al género *Streptomyces* previamente identificadas y caracterizadas molecularmente como *S. lasiicapitis* (B22) (NCBI ON361556) y *S. neyagawaensis* (B31) (NCBI OL619256), conservadas en agua a temperatura ambiente.

3.2.2 Material patogénico

Se utilizó *Phytophthora capsici* Pc2 aislado de las raíces de plantas de chile tipo “chilaca” que presentaron síntomas de pudrición radicular, de la comunidad de Chirimoya, municipio de San Felipe, Guanajuato, México (21° 36' 16.7" N – 101 ° 04' 58.3" O) (Sánchez-García *et al.*, 2022). La cepa proporcionada estuvo conservada en agua a temperatura ambiente.

3.3 Actividad antagónica de B22 y B31 contra *Phytophthora capsici*

3.3.1 Material vegetal

Fueron utilizadas semillas de chile poblano (*Capsicum annuum*) variedad ancho San Luis.

3.3.2 Tratamiento de semillas y condiciones de crecimiento

Las semillas fueron enjuagadas con agua corriente durante un minuto. Posteriormente, las semillas fueron embebidas en una solución de hipoclorito de sodio 2% (v/v) (a partir de cloro comercial 6% (v/v)), durante dos minutos; se enjuagaron con agua destilada estéril y se

colocaron sobre toallas de papel absorbentes previamente esterilizadas para retirar el exceso de humedad. En invernadero las semillas se colocaron en charolas de germinación de 200 cavidades con sustrato tipo Sunshine® esterilizado e hidratado y fueron regadas cada tercer día durante los días previos a la germinación; 10 días después de la siembra, durante la emergencia de las plántulas, el riego se realizó cada dos días durante los siguientes 30 días, y posteriormente el riego fue aplicado diariamente hasta el término del experimento. La temperatura promedio del invernadero fue de 28.8 °C y el promedio de humedad 47.8% durante todo el ensayo.

Las plántulas se mantuvieron en las charolas durante 60 días, y posteriormente fueron transferidas a macetas cuadradas de 432 cm³ con el mismo tipo de sustrato. Posterior al trasplante se inició el proceso de fertilización con una solución nutritiva para hortalizas 10-8-18 (N, P, K) con una preparación de dos gramos de fertilizante por litro.

3.3.3 Diseño experimental y análisis estadístico

Los tratamientos se distribuyeron en un diseño completamente al azar, con tres repeticiones. El experimento consistió en cinco tratamientos: **Ctrl-** (control negativo): plantas que no fueron inoculadas con *P. capsici* ni *Streptomyces* spp., únicamente regadas con agua corriente (21 unidades), **Ctrl+** (control positivo: plantas únicamente inoculadas con *P. capsici* (22 unidades), **Pc2 + B22** : plantas inoculadas con *P. capsici* y *S. lasiicapitis* (42 unidades) **Pc2 + B31**: plantas inoculadas con *P. capsici* y *S. neyagawaensis* (42 unidades) y **Pc2 + B22 + B31**: plantas inoculadas con *P. capsici*, *S. lasiicapitis* y *S. neyagawaensis* (42 unidades). En total fueron 169 unidades experimentales. Las variables de respuesta fueron sometidas a un análisis de varianza (ANOVA) y una prueba de comparación de medias Tukey ($p \leq 0.05$) mediante el paquete estadístico Minitab.

3.3.4 Preparación medio líquido para reproducir *Streptomyces* spp.

El medio de cultivo utilizado para generar el crecimiento de las cepas de actinobacterias fue el medio SNA (Spezieller Nährstoffmarmmer Agar, por sus siglas en inglés) modificado (Nirenberg, 1976): 1 g L⁻¹ KH₂PO₄, 1 g L⁻¹ KNO₃, 0.5 g L⁻¹ MgSO₄7H₂O, 0.5 g L⁻¹ KCl, 0.2 g L⁻¹ glucosa, 5 g L⁻¹ sacarosa y 5 gr L⁻¹ extracto de levadura. Para cada cepa se prepararon 750 mL de medio de cultivo y se esterilizó a 121 °C, 103 kPa por 15 minutos; una vez que la temperatura del medio descendió a temperatura ambiente, en condiciones asépticas y con ayuda de un bisturí, trozos de medio PDA (Agar Papa Dextrosa) previamente inoculado con las cepas,

fueron transferidos al frasco con medio líquido SNA modificado. Las condiciones de incubación fueron: agitación orbital a 130 rpm, 27 °C por 26 días.

3.3.5 Conteo de esporas en medio SNA modificado

Para determinar la concentración de esporas por mL de medio de cultivo, un mL de medio fue colocado en tubos cónicos de 15 mL que ya contenían 9 mL de agua destilada estéril, el contenido fue agitado vigorosamente con un vórtex por un minuto. Posteriormente, se realizaron diluciones hasta 10^{-2} de esta dilución y después se tomó una alícuota de 20 μL que fue colocada en una cámara de Neubauer para el conteo de esporas y definir la concentración. Generalmente en escrutinios en invernadero y campo se utiliza una concentración de 1×10^8 esporas mL^{-1} (Cooney *et al.*, 1997; Michel-Aceves *et al.*, 2008), por lo tanto la concentración de aplicación fue ajustada a una concentración de 1×10^8 esporas mL^{-1} (Sánchez-García *et al.*, 2019; Trinidad-Cruz *et al.*, 2021).

3.3.6 Producción de zoosporas de *P. capsici*

La producción de esporangios a partir de la cepa Pc2 se obtuvo mediante el protocolo de Ristiano (1990) con modificaciones. A partir de aislados de Pc2 en cajas Petri con medio de cultivo V-8 (200 mL L^{-1} jugo V8 clarificado, 3 g L^{-1} CaCO_3 , 15 g L^{-1} Agar) fueron colocados pequeños fragmentos de Pc2 (previamente inoculado en PDA) e incubadas durante una semana a 27 °C. Con ayuda de un sacabocados se hicieron cortes sobre el medio V-8 y fueron transferidos a una caja Petri con una capa poco profunda de agua destilada estéril, los trozos de agar en agua se mantuvieron a 27 °C durante 72 horas. Completado el periodo de incubación se pudo apreciar la presencia de esporangios entre el trozo de medio y sus periferias. Para inducir la liberación de zoosporas, las cajas Petri se mantuvieron a 4 °C durante una hora y después a 27 °C durante media hora. Terminando la etapa de choque térmico se pudieron apreciar el rompimiento de los esporangios y liberación de zoosporas en el agua. Con ayuda de una micropipeta se recuperó todo el líquido posible, obteniendo una solución de la que se determinó su concentración con ayuda de una cámara de Neubauer.

3.3.7 Inoculación de plantas de Chile con *Streptomyces* spp.

Plantas de Chile de 60 días después de su germinación, fueron inoculadas con una solución de inóculo de *Streptomyces* (cepas B22 y B31), según el tratamiento, con un volumen de 10 mL, a una concentración de 1×10^8 esporas mL^{-1} (Sánchez-García *et al.*, 2019; Trinidad-

Cruz *et al.*, 2021). El inóculo fue colocado a la altura de la base del tallo con ayuda de una jeringa estéril. A los tratamientos Ctrl+ (plantas inoculadas únicamente con *P. capsici*) y Ctrl- (plantas no inoculadas con *P. Capsici*, ni *Streptomyces* spp.) se les colocaron 10 mL de agua destilada (Figura 3).

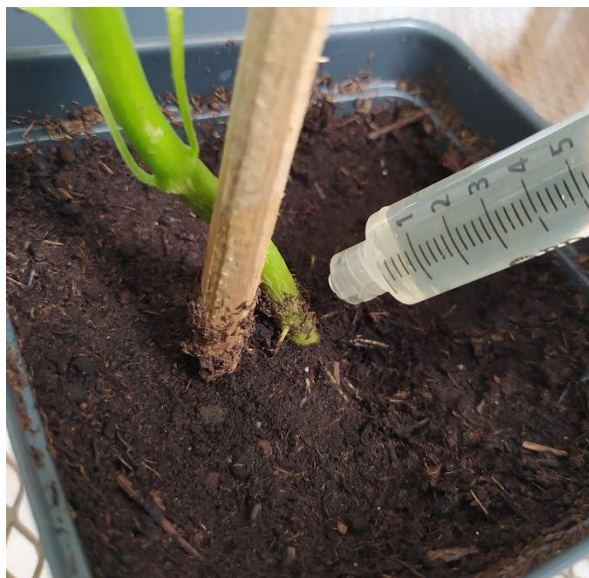


Figura 3. Inoculación de plantas de Chile con *Streptomyces* spp. Medio líquido ajustado a 1×10^8 esporas mL^{-1} de inóculo de, *S. lasiocapitis* (B22), *S. neyagawaensis* (B31) o una combinación de ambas, aplicado con una jeringa de 10 mL en la base de tallo de planta.

3.3.8 Co-inoculación de plantas de Chile con *Streptomyces* spp. y *P. capsici*

Transcurridos 30 días de la inoculación con *Streptomyces* spp., las plantas fueron inoculadas con 3 mL de una solución de zoosporas de *P. capsici*, previamente ajustada a 1×10^6 zoosporas mL^{-1} (Bowers, 1990; Kim *et al.*, 1997), así como 10 mL del inóculo de *Streptomyces* (1×10^8 esporas mL^{-1}) según el tratamiento. Las plantas del tratamiento control negativo fueron tratadas con agua corriente.

En la semana cinco se reinocularon las plantas con la misma cantidad y concentración de zoosporas de *P. capsici* con la finalidad de asegurar la presencia del oomiceto en el sustrato y el sistema radicular de la planta.

3.3.9 Evaluación de la severidad de la enfermedad en planta y raíz

Las plantas inoculadas con Pc2 fueron evaluadas durante 13 semanas por el grado de severidad de la enfermedad, la evaluación finalizó cuando la unidad en evaluación murió y

continuó para los demás individuos hasta que comenzó la madurez de fruto. Se utilizó una versión modificada de la escala semicuantitativa 0-5: donde **0**= sin síntomas visibles de la enfermedad; **0.5**= hojas ligeramente marchitas o lesiones marrones en los tallos; **1**= hojas ligeramente marchitas con lesiones marrones que comienzan a aparecer en los tallos; **2**= 30-50% de toda la planta enferma; **3**= 50-70% de toda la planta enferma **4**=70-90% de toda la planta enferma; **5**= planta muerta (Sunwoo *et al.*, 1996). Se obtuvo un valor final semanal resultado de promediar los valores asignados a cada planta por tratamiento.

El grado de severidad de la enfermedad en raíz fue determinado en la última semana del experimento cuando la mayoría de los individuos ya había iniciado el proceso de madurez de fruto y la fructificación finalizó. El sustrato de la planta se retiró de manera gentil buscando la integridad del sistema radicular, la raíz desnuda fue enjuagada con agua corriente con la finalidad de retirar residuos de sustrato; se documentó el estado de la raíz y de acuerdo a la escala modificada propuesta por Sunwoo *et al.* (1996) donde 0= sin lesiones, 1= ligero viraje de color, 2= ligero adelgazamiento, atrofia y necrosis de raíces, 3= Necrosis y atrofia parcial; 4= Necrosis parcial y total atrofia y 5= Total necrosis y atrofia (Figura 4).



Figura 4. Escala de severidad en raíz según apariencia y volumen radicular: 0= sin lesiones; 1= ligero viraje de color; 2= ligero adelgazamiento, atrofia y necrosis de raíces; 3= necrosis y atrofia parcial; 4= necrosis parcial y total atrofia y 5= total necrosis y atrofia (adaptado de Sunwoo *et al.*, 1996).

3.3.10 Evaluación de la incidencia de la enfermedad en plantas de Chile

3.3.11 Análisis de suelo de plantas de Chile

Previo a la aplicación semanal de *Streptomyces* spp., se realizó un muestreo de suelo para cuantificar las unidades formadoras de colonia (UFC) de *P. capsici*. Se empleó el muestreo de “cinco de oros” que consistió en tomar aproximadamente un gramo de sustrato de las cuatro esquinas y centro de la maceta, este procedimiento se realizó en todos los tratamientos para dos plantas elegidas al azar obteniendo un total de 10 muestras.

El procedimiento descrito se realizó semanalmente previo a la aplicación de *Streptomyces* spp., con la finalidad de monitorear la cantidad de UFC de Pc2 en función de la aplicación de *Streptomyces*.

Se pesó un gramo de sustrato previamente secado a temperatura ambiente, y fue transferido a un tubo cónico de 15 mL con 9 mL de agua destilada estéril, la mezcla fue sometida a agitación durante un minuto mediante un vortex; de la solución resultante se tomó una alícuota para hacer diluciones sucesivas hasta 1×10^{-3} . A partir de la dilución final 1000 μL fueron repartidos en cuatro cajas Petri con medio de cultivo Agar-PDA al 25% (10 g de agar papa dextrosa y 16 g de agar bacteriológico), mediante el uso de un asa de siembra triangular Drigalski, la alícuota se repartió de manera uniforme en toda la superficie de la caja Petri. Al finalizar la siembra, todas las cajas fueron empleadas de manera individual para colocarlas en incubación a temperatura ambiente por 48 horas. Cumplido el lapso, las cajas fueron marcadas con 25 puntos que sirvieron de campos de visión representando el 4% de la totalidad de la caja Pc2 (Sánchez-García y Rodríguez Guerra; Com. Pers. 2023). Cada colonia de *P. capsici* observada en alguno de los 25 puntos de cada una de las cuatro cajas fue registrada y contabilizada.

3.4 Evaluación de crecimiento y desarrollo en plantas de chile

3.4.1 Registro de etapas fenológicas en plantas de chile

Se registró la fecha en que las etapas fenológicas de las plantas de chile mostraban la transición (Figura 5) (Soto-Ortiz y Silvertooth, 2008).

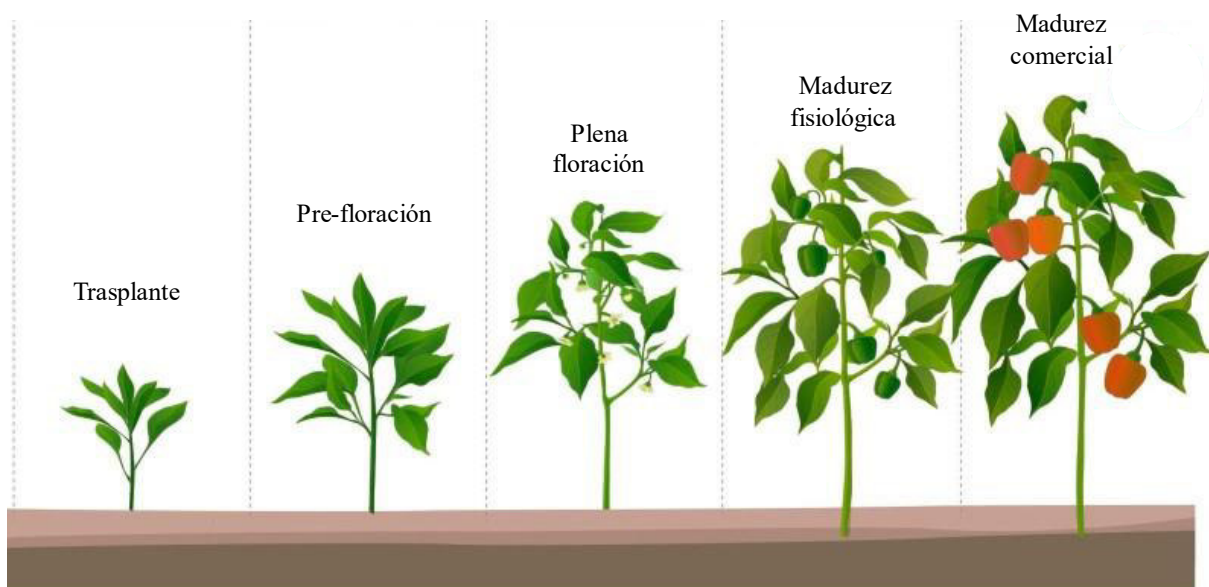


Figura 5. Etapas fenológicas de *Capsicum annuum* L. (figura modificada de SQM VITAS, 2023).

3.4.2 Altura de la planta desde la base del tallo

En la semana trece del ensayo *in vivo* se midió la altura de cada planta con ayuda de un flexómetro, desde la base del tallo, hasta el punto más alto de la planta.

3.4.3 Longitud de raíz

El sustrato de la planta fue retirado de manera manual, el resto del sustrato se desprendió con enjuagues con agua corriente, la raíz desnuda y libre de sustrato fue medida con un flexómetro desde el inicio de la raíz principal hasta la cofia del mismo sistema radicular.

3.4.4 Conteo de frutos por planta

En la etapa fenológica de fructificación, cada fruto obtenido por planta fue documentado.

3.4.5 Longitud y ancho de frutos

Para cada fruto se registraron cuatro anchos, dos para el estrato superior del fruto y dos para el estrato inferior del mismo (eje x y eje y), los cuatro valores fueron promediados para obtener un único valor correspondiente al diámetro central del fruto.

3.4.6 Peso fresco de frutos

Los frutos recolectados se pesaron en una balanza analítica y los valores fueron registrados y agrupados en tres repeticiones para cada tratamiento.

3.5 Evaluación de calidad de la semilla recuperada

3.5.1 Peso de 100 semillas

Una vez secos los frutos cosechados, sus semillas fueron recuperadas. Se seleccionaron 100 semillas por cada tratamiento y se registró el peso de estas.

3.5.2 Ensayo de germinación

En cajas Petri, con medio PDA al 25%, fueron colocadas dos filas de cinco semillas (previamente desinfectadas con hipoclorito de sodio comercial al 1%); esto se repitió dos veces para cada uno de los tratamientos contemplando cada fila como repetición.

Se evaluó el porcentaje de germinación dividiendo el número de semillas germinadas entre el total de semillas que conformaron cada repetición y la longitud de radícula.

4 RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1 Actividad antagónica de *Streptomyces* spp. contra *P. capsici* en plantas de chile

4.1.1 Evaluación de la severidad de *P. capsici* en planta y raíz de chile

La evaluación de severidad finalizó para cada planta al momento de su muerte y continuó para las demás hasta el inicio de la madurez fisiológica del fruto. La severidad máxima promedio al finalizar la evaluación fue de 2.2 para B22+Pc2, 2.6 para B31+Pc2, 2.5 para B22+B31+Pc2 y 5 para el Ctrl+. Las plantas inoculadas con B22+Pc2 tuvieron menos plantas con severidad grado 5 y mostraron hasta 56% menos severidad en comparación con el Ctrl+, mientras que los tratamientos B31+Pc2 y B22+B31+Pc2 mostraron porcentajes de 48% y 50% menos severidad, respectivamente (Figura 6). Experimentos similares con diferentes cepas de *Bacillus megaterium*, presentaron valores de reducción de severidad de hasta 50.4% en su tratamiento más eficaz (cepa M1-3) indicando también diferencias significativas entre los tratamientos y el control positivo (Akgül y Mirik, 2008). En ensayos de biocontrol que incorporaron la aplicación de diferentes especies de *Trichoderma* mostraron su efectividad como supresor de severidad de la enfermedad causada por *P. capsici* en porcentajes que van desde 54% hasta 68% (Viracocha-Mamani y Cadena-Miranda, 2023; Santos *et al.*, 2023). Estos reportes respaldan que la cepa *S. lasiicapitis* (B22) se puede posicionar entre los organismos antagónicos que tienen potencial como agentes de control biológico.

No se observaron diferencias estadísticamente significativas entre los tratamientos con cepas antagonistas ni efectos de adición, ni sinergia dentro del grupo inoculado con la mezcla de las cepas. La comparación de medias al interior de cada tratamiento revela que las plantas inoculadas con *Streptomyces* spp., presentan aumento gradual de severidad a lo largo de las 13 semanas del experimento. Los tratamientos B22+Pc2 y B31+Pc2 mostraron los primeros síntomas de severidad de la enfermedad en la semana 3 y 4 respectivamente, posterior a la

inoculación con Pc2, en comparación al Ctrl+, que mostró daño a partir de la semana 2. Los tratamientos con *Streptomyces* spp. (B22+Pc2, B31+Pc2, B22+B31+Pc2) mostraron valores de severidad menor a 2 sin aumentos de severidad a lo largo de las 13 semanas del experimento, mientras que las plantas Ctrl+ presentaron un incremento importante en el grado de severidad de 0.75 a 3.15 entre la semana 10 y 11, durante la fase de llenado de fruto. La presencia de *Streptomyces* spp. fungió como supresor del oomiceto en los tratamientos B22+Pc2, B31+Pc2 y B22+B31+Pc2 y evitó avances sucesivos en la severidad de daño en la planta a través del tiempo. El análisis de varianza realizado indica diferencias estadísticamente significativas entre tratamientos y el Ctrl+ en este escenario (Figura 6).

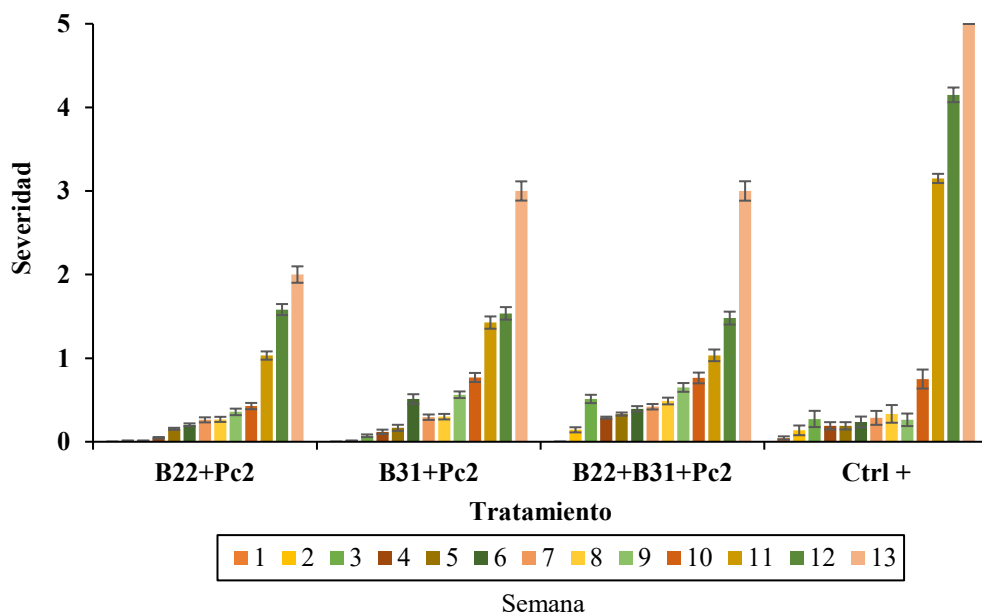


Figura 6. Evaluación de la severidad de *P. capsici* en planta de chile según escala de Sunwoo *et al.* (1996) [0= sin síntomas visibles de la enfermedad; 0.5= hojas ligeramente marchitas o lesiones marrones en los tallos; 1= hojas ligeramente marchitas con lesiones marrones que comienzan a aparecer en los tallos; 2= 30-50% de toda la planta enferma; 3= 50-70% de toda la planta enferma; 4=70-90% de toda la planta enferma; 5= planta muerta] en chile, variedad criollo San Luis, según el tratamiento, B22+Pc2 (*S. lasiicapitis* y *P. capsici*), B31+Pc2 (*S. neyagawaensis* y *P. capsici*), B22+B31+Pc2 (*S. lasiicapitis*, *S. neyagawaensis* y *P. capsici*), Ctrl+ (*P. capsici*), Ctrl- (agua). Cada grupo de barras representa la severidad promedio acumulada por tratamiento a lo largo de 13 semanas. Las barras representan el error estándar entre tratamientos.

De acuerdo con la escala de severidad en raíz, se obtuvieron valores de 3.3 para B22+Pc2, 3.6 para B31+Pc2, 3.7 para B22+B31+Pc2 y 4.2 para Ctrl+ es decir con necrosis y atrofia parcial o total. Se observa antagonismo en el desempeño por el control de *P. capsici* por

parte de todos los tratamientos con las cepas de *Streptomyces* spp. que en promedio redujeron la severidad hasta un 16% respecto al tratamiento Ctrl+ (Figura 7A y 7B). En el análisis de comparación de medias entre tratamientos con *Streptomyces* spp. se observaron diferencias significativas entre B22+Pc2 (severidad 3.3), con respecto a B31+Pc y B22+B31+Pc2 (severidad 3.6 y 3.7 respectivamente). Comparaciones entre tratamientos con *Streptomyces* spp. y Ctrl+ (severidad 4.2) también evidencian diferencias significativas.

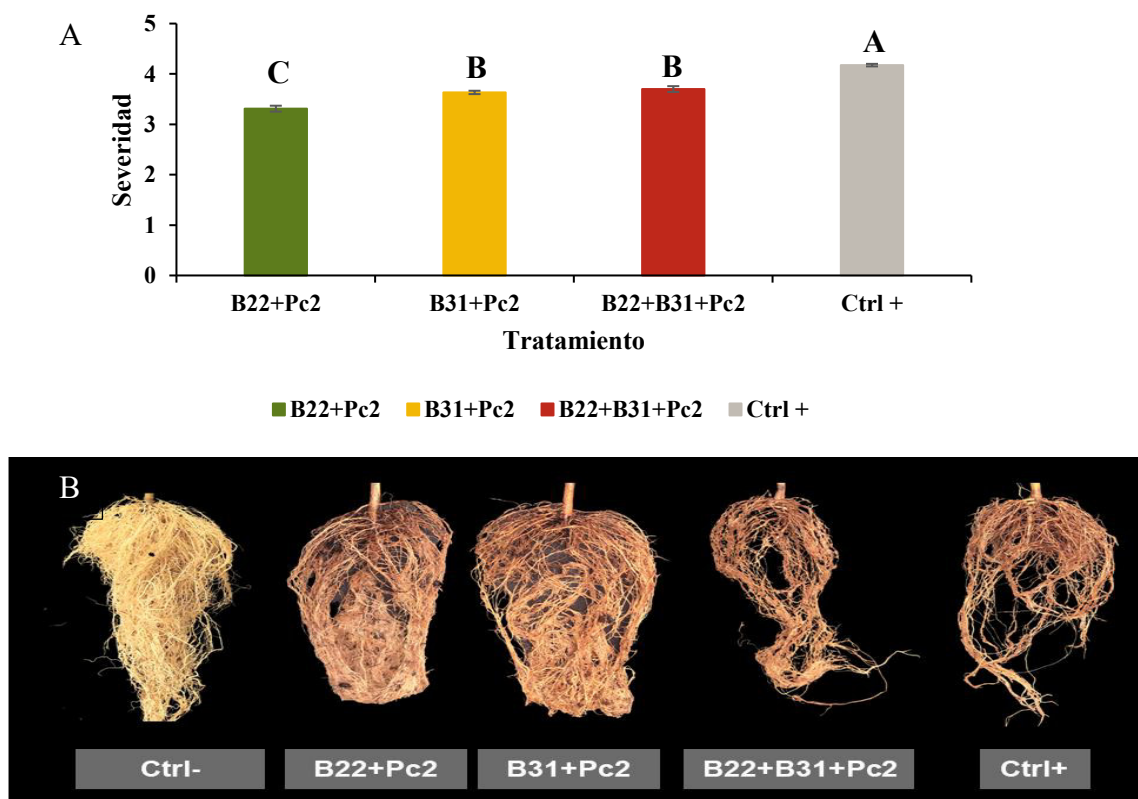


Figura 7. Evaluación de la severidad de *P. capsici* en raíz (0= Sin lesiones; 1= Ligeramente viraje de color; 2= Ligeramente adelgazamiento, atrofia y necrosis de raíces; 3= Necrosis y atrofia parcial; 4= Necrosis parcial y total atrofia y 5= Total necrosis y atrofia.) en plantas de Chile, variedad criollo San Luis, tratadas según el tratamiento, B22+Pc2 (*S. lasiocapitis* y *P. capsici*), B31+Pc2 (*S. neyagawaensis* y *P. capsici*), B22+B31+Pc2 (*S. lasiocapitis*, *S. neyagawaensis* y *P. capsici*), Ctrl+ (*P. capsici*), Ctrl- (agua). A) Cada barra contiene la severidad promedio en raíz, resultado de una única evaluación. Las barras representan el error estándar entre tratamientos con (Tukey $p \leq 0.05$). B) Apariencia final promedio del sistema radical.

Aun cuando los valores de severidad ocasionada por *P. capsici* en raíz son mayores a los reportados en tallo, los valores guardan relación entre tratamientos; sin embargo, no coinciden con las pruebas de confrontaciones duales (Sánchez-García; Com. Pers. 2023). En un ensayo similar Ramírez *et al.* (2015) reportan discrepancias entre resultados vistos en pruebas *in vitro* e *in vivo* pues las pruebas en placa no incorporan mecanismos externos como la colonización de la raíz, competencia y parasitismo en rizósfera.

4.1.2 Cuantificación de UFC de *P. capsici* en plantas de chile

Las evaluaciones semanales de cuantificación de inóculo de *P. capsici* muestran que en 12 de las 13 semanas de conteo de UFC g⁻¹ de suelo hubo supresión diferencial en el contenido de Pc2 por parte de los tratamientos con *Streptomyces* spp. (Figura 8).

Las diferentes cepas de *Streptomyces* spp. tuvieron actividad antagónica similar durante las primeras cuatro semanas, en este periodo las plantas pasaron de etapa fenológica en prefloración a floración.

Durante la semana cinco se hizo una segunda inoculación del patógeno Pc2 para asegurar una alta presión del oomiceto. A partir de esta reinoculación, la cantidad de Pc2 aumentó en todos los tratamientos con *Streptomyces* spp. En este periodo las plantas Ctrl- y Ctrl+ iniciaron la prefloración, mientras que en las plantas con *Streptomyces* spp. comenzaron la fase de desarrollo de fruto.

En las semanas seis, siete y ocho hubo un aumento significativo de forma diferencial del oomiceto tanto para las plantas tratadas con *Streptomyces* spp. como para el grupo Ctrl+. Mientras las plantas Ctrl+ y Ctrl- iniciaban la fase de desarrollo de fruto, los frutos de las plantas inoculadas con las cepas de *Streptomyces* terminaban de formarse (Figura 8A).

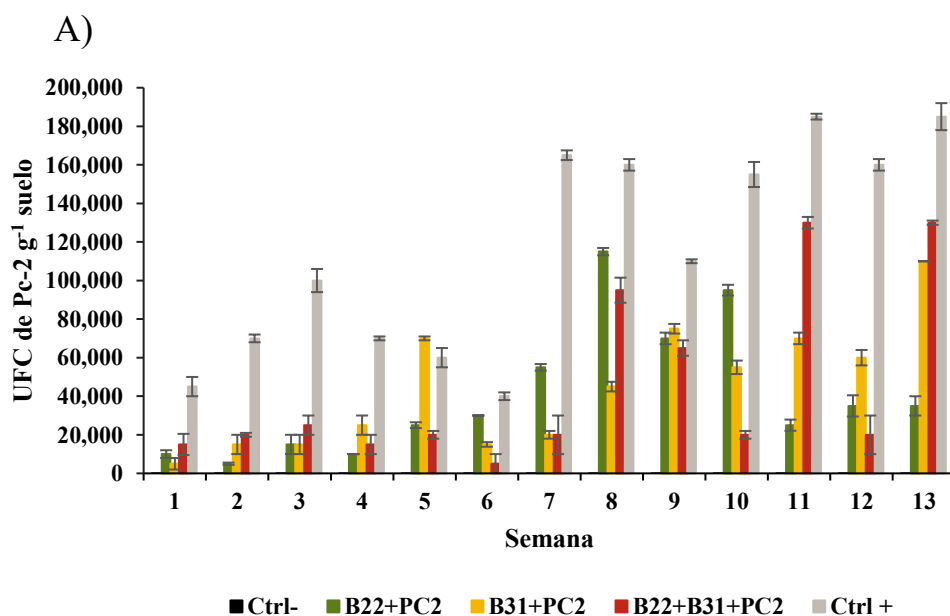
El nivel de inóculo del patógeno durante la semana diez y once disminuyó en las plantas inoculadas con B22+Pc2, por otro lado, las plantas inoculadas con B31+Pc2, B22+B31+Pc2 y Ctrl+ aumentaron en diferente proporción.

La inhibición en la proliferación de Pc2 por parte de B22+Pc2 bajo condiciones óptimas de desarrollo de *P. capsici*, sugiere la eficiencia de *S. lasiicapitis* y su plasticidad para seguir ejerciendo su papel de antagonista.

La comparación de la cantidad promedio de unidades formadoras de colonias de Pc2 por gramo de suelo cuantificadas durante las 13 semanas del ensayo (Figura 8B) resume diferencias significativas entre el grupo de tratamientos con *Streptomyces* spp. y el Ctrl+ (115 769 UFC g⁻¹ suelo), los porcentajes de supresión de inóculo respecto a Ctrl+ van desde 61% (B31+Pc2 y B31+B22+Pc2) hasta 65% menos UFC de Pc2 por gramo de suelo (B22+Pc2).

Los resultados indican beneficios significativos en la aplicación de la cepa B22 como supresora diferencial ante la presencia de Pc2 (Figura 8). Ley-López *et al.* (2018) en bioensayos de inhibición germinativa de *P. capsici* mediante el uso de filtrados de *Bacillus* spp. a nivel *in vitro* reportaron supresión de germinación desde 24.3% (*B. amyloliquefaciens*) hasta 49.35% (*B. thuringiensis*), esto demuestra la aptitud que tienen *S. lasiicapitis* y *S. neyagawaensis* para suprimir la germinación de Pc2.

Ensayos similares de supresión de zoosporas de *P. capsici* mediante diferentes concentraciones de conidios de *Trichoderma asperellum* (T34) resultaron en la reducción de la germinación del patógeno en un 69% cuando se utilizó una concentración de 1 x 10⁴ conidios mL⁻¹ (Segarra *et al.*, 2013). El contraste de estos resultados con los obtenidos permiten inferir que *Streptomyces* spp., al igual que otros biocontroladores bien documentados, pueden ser efectivas para erradicar la germinación de zoosporas de *P. capsici*.



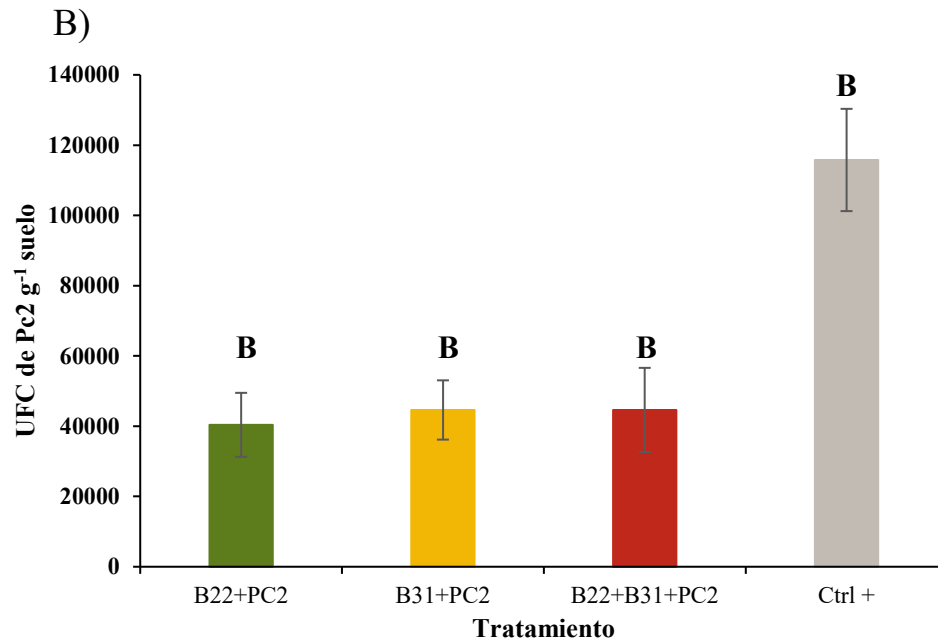


Figura 8. A) Cuantificación de UFC de *P. capsici* presente en plantas de chile según el tratamiento: según el tratamiento, B22+Pc2 (*S. lasiicapitis* y *P. capsici*), B31+Pc2 (*S. neyagawaensis* y *P. capsici*), B22+B31+Pc2 (*S. lasiicapitis*, *S. neyagawaensis* y *P. capsici*) y Ctrl+ (*P. capsici*). La duración de la evaluación fue de 13 semanas, resultado de promediar las UFC contenidas en dos plantas elegidas al azar. Las barras representan el error estándar entre tratamientos con Tukey $p \leq 0.05$. B) Contenido de inóculo promedio de *P. capsici* (Pc2) cuantificado durante 13 semanas. Las barras representan el error estándar entre tratamientos (Tukey $p \leq 0.05$).

4.2 Evaluación de la promoción de crecimiento y desarrollo por aplicación de *Streptomyces* spp. en plantas de chile poblano

4.2.1 Etapas fenológicas de plantas de chile poblano

El registro del tiempo transcurrido entre etapas fenológicas indicó una diferencia en los días que les tomó a las plantas de los tratamientos control (negativo y positivo), con respecto a las plantas tratadas con *Streptomyces* spp. A partir de la etapa de prefloración los grupos de plantas inoculadas con *Streptomyces* spp. mostraron precocidad en promedio de 3.5 semanas con respecto a las plantas control, por lo que alcanzaron su madurez fisiológica y comercial en menor tiempo (Figura 9). Lo anterior sugiere que las cepas de *Streptomyces* utilizadas en este estudio, además de tener potencial antagónico frente a *P. capsici*, también pueden fungir como organismos promotores de desarrollo.

La precocidad observada en plantas tratadas con las cepas de *Streptomyces* spp. se debe a que, al igual que otros microorganismos, *Streptomyces* spp. produce fitohormonas, entre las que resaltan las auxinas y giberelinas, cuando ocurren ciertas interacciones simbióticas, entre las que resaltan las auxinas y giberelinas, estas últimas están involucradas en procesos de iniciación de la floración (Alcantara-Cortes *et al.*, 2019).

Entre las semanas 11 y 12 las plantas de chile del tratamiento Ctrl+ presentaron un avance severo de la enfermedad por Pc2 lo que se tradujo en la interrupción del desarrollo de los frutos durante la etapa correspondiente a madurez fisiológica.

Debido a que las plantas tratadas con *Streptomyces* spp. terminaron su madurez comercial, y las plantas Ctrl- solo habían completado su madurez fisiológica, el experimento concluyó en la semana 13.

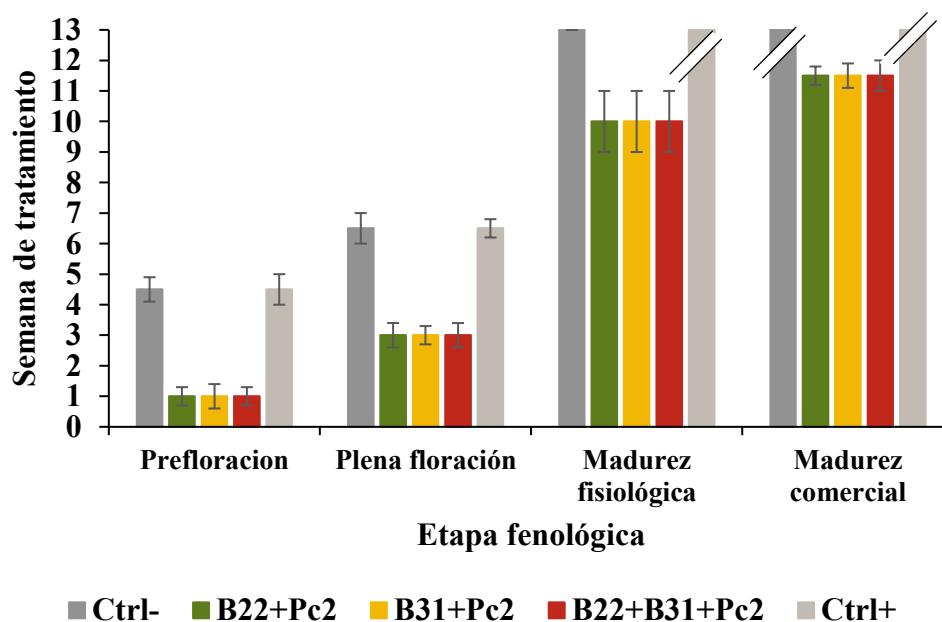


Figura 9. Evaluación de crecimiento y desarrollo de plantas de chile en diferentes etapas fenológicas. Registro de tiempo empleado entre el la etapa de trasplante y la madurez comercial por cada tratamiento de actinobacterias según el tratamiento: B22+Pc2 (*S. lasiicapitis* y *P. capsici*), B31+Pc2 (*S. neyagawaensis* y *P. capsici*), B22+B31+Pc2 (*S. lasiicapitis*, *S. neyagawaensis* y *P. capsici*), Ctrl+ (*P. capsici*) y Ctrl- (agua), para llegar a las etapas fenológicas. Las barras representan el error estándar; letras diferentes entre tratamientos muestran significancia con Tukey $p \leq 0.05$.

4.2.2 Altura de planta

Los datos de altura de planta mostraron diferencia estadística significativa entre los tratamientos con *Streptomyces* spp. y Ctrl+ y Ctrl- (Figura 11). No se observaron diferencias entre tratamientos con cepas de *Streptomyces* spp. (B22+Pc2, B31+Pc2 y B22+B31+Pc2). En este experimento las plantas tratadas con *Streptomyces* presentaron valores de altura inferiores a las plantas control (Ctrl+ y Ctrl-). Esto indica que la aplicación de *Streptomyces* spp. no presentó efectos sobre esta característica de la planta. Sin embargo, los datos de altura de planta, en plantas tratadas con *Streptomyces* spp. se encuentran dentro del rango de altura promedio reportada por Toledo-Aguilar *et al.* (2011) donde el valor máximo bajo condiciones de invernadero fue de 56.8 cm. Ensayos similares presentados por Leos-Escobedo *et al.* (2022) indican alturas similares en cultivares de chile donde se evaluaron consorcios de seis cepas de *Rhizophagus intraradices* y cuatro cepas de rizobacterias promotoras de crecimiento vegetal entre ellas, dos cepas del género *Pseudomonas*: *P. lini*, *P. fluorescens*, además de *Acinetobacter guillouiae* y *Aeromona caviae*, todas en presencia de *P. capsici* (Figura 10).

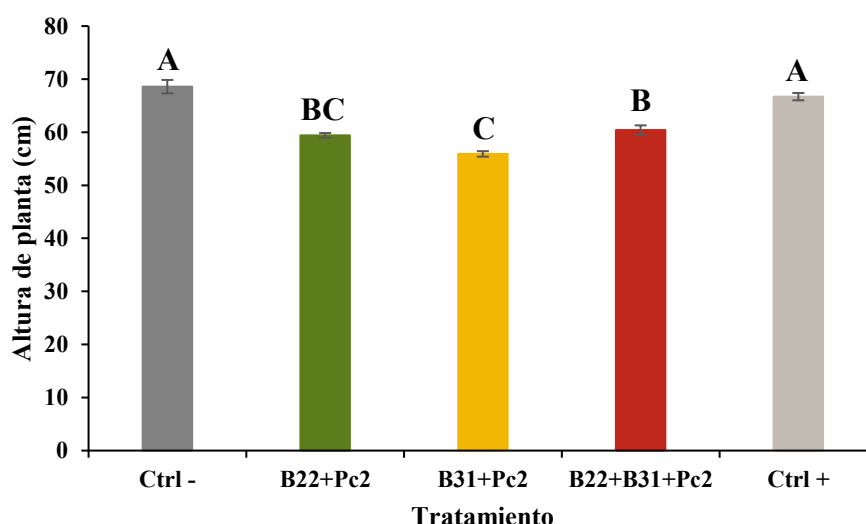


Figura 10. Evaluación de crecimiento y desarrollo de plantas de chile. Altura de planta. Valores promedio de altura final de planta, variable evaluada a las 13 semanas del ensayo según el tratamiento: B22+Pc2 (*S. lasiicapitis* y *P. capsici*), B31+Pc2 (*S. neyagawaensis* y *P. capsici*), B22+B31+Pc2 (*S. lasiicapitis*, *S. neyagawaensis* y *P. capsici*), Ctrl+ (*P. capsici*) y Ctrl- (agua). Las barras representan el error estándar; letras diferentes entre tratamientos muestran significancia con Tukey $p \leq 0.05$.

4.2.3 Longitud de raíz de plantas de chile

Los datos promedio de longitud de raíz en cada tratamiento, revelaron diferencias estadísticamente significativas entre el Ctrl+ y el resto de los tratamientos. Tanto para B22+Pc2 y B31+Pc2 (25 cm y 26 cm) las raíces fueron hasta 50% más largas que el Ctrl+; sin embargo, fueron similares al Ctrl-, indicando que *Streptomyces* spp. ejerce una protección contra el oomiceto pero no induce elongación de raíces vía síntesis de hormonas (Figura 11). En el experimento de biocontrol realizado por Romero (2018) la longitud de raíz en plantas de chile tratados con *Trichoderma viride* fue de 18 cm en promedio; en contraste, los antagonistas usados en este escrutinio lograron promover y mantener la longitud de raíz de entre 24 y 26 cm, aún en presencia de Pc2, por encima del promedio anteriormente reportado.

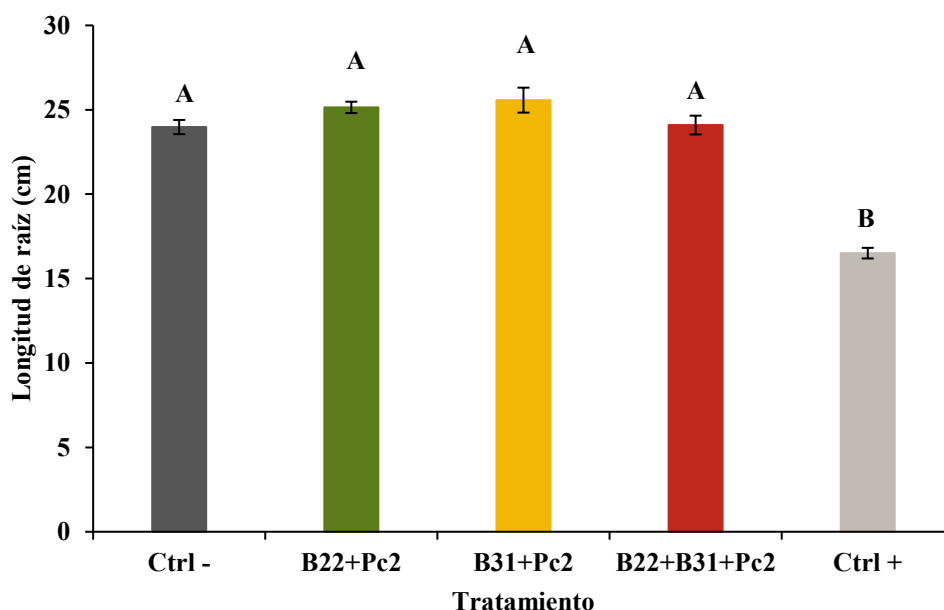


Figura 11. Evaluación de crecimiento y desarrollo de longitud de raíz en plantas de según el tratamiento B22+Pc2 (*S. lasiicapitis* y *P. capsici*), B31+Pc2 (*S. neyagawaensis* y *P. capsici*), B22+B31+Pc2 (*S. lasiicapitis*, *S. neyagawaensis* y *P. capsici*), Ctrl+ (*P. capsici*) y Ctrl- (agua). Las barras representan el error estándar; letras diferentes entre tratamientos muestran significancia con Tukey $p \leq 0.05$.

La principal importancia agronómica de que las plantas tengan raíces más largas radica en los pelos radiculares y su función de detectar las periferias de la rizosfera. Si son más largas, pueden percibir un área mayor, pero lo más importante es que su longitud está directamente relacionada con la capacidad de captar agua y nutrientes (Gallardo, 2015). En este sentido, evaluaciones de promoción de crecimiento en pepino reportadas por Mun *et al.* (2020)

evidencian importantes efectos que tiene la aplicación de *Streptomyces* spp. para el desarrollo y crecimiento de raíces.

Reportes de experimentos realizados con la cepa SSD49 de *Streptomyces* sp. en diversos cultivos entre ellos chile, sugieren que hay beneficios de fomento de crecimiento al observar raíces un 16.98% más largas que el grupo control; en conjunto, la práctica de utilizar agentes antagonistas se vuelve sostenible en un sistema de producción de plantas, mientras se suprimen las enfermedades de las mismas (Tian *et al.*, 2019).

4.2.4 Frutos cosechados, diámetro central, longitud y peso fresco del fruto

Frutos cosechados por planta: el promedio de rendimiento por planta en cada tratamiento, reflejó valores que oscilaron entre 23 (B22+Pc2) y 11 (Ctrl+) frutos cosechados. El análisis de comparación de medias indicó efectos estadísticamente significativos para B22+Pc2 frente a los dos controles y los otros tratamientos con *Streptomyces* spp. Lo anterior advierte mayor protección de B22 frente Pc2 y esto permitió el desarrollo normal del fruto, pese a la presencia del patógeno, además de capacidad para promover producción de frutos hasta en un 65% más que los controles; resultados de otros ensayos de bio-inoculación con rizobacterias en plantas de chile jalapeño en condiciones de campo reportaron un aumento en el rendimiento en las plantas tratadas con alguna de las rizobacterias de hasta 75% mayor que los controles (Délano-Frier *et al.*, 2024).

Por su parte B31+Pc2 y B22+B31+Pc2 tienen promedios similares al Ctrl+ lo que descarta a B31, ya sea de manera individual o combinada, como promotor de desarrollo y crecimiento (Figura 12). Es probable que la cepa B31 bajo condiciones de estrés por presencia del patógeno funcione más como antagonista que como promotor de crecimiento. Lo anterior es inversamente proporcional a los registros de severidad, indicando que a menor severidad de la enfermedad, mayor capacidad de rendimiento.

La cantidad de frutos recolectados de las plantas tratadas con B31 en combinación con B22 resultó ser menor a los obtenidos en el Ctrl-, esto genera correlación con el grado de severidad observado en planta y raíz, pues los tratamientos con *Streptomyces* spp. B31+Pc2 y B22+B31+Pc2 presentaron mayor severidad en planta, esto advierte que la severidad presentada en planta tiene relación con la producción.

Diámetro promedio y longitud del fruto: La evaluación de las medidas del diámetro central dejan observar que los frutos de las plantas inoculadas con las cepas de *Streptomyces* spp. de forma individual fueron en promedio más anchos, 50 mm y 49 mm para B22+Pc2 y B31+Pc2, respectivamente; en comparación con aquellos que estuvieron bajo los efectos de la combinación de las cepas (24 mm). Esto llama la atención pues el diámetro de las plantas tratadas con B22+B31+Pc2, fueron menores que las plantas Ctrl+, sugiriendo que la combinación de cepas inhibe esta característica, aunado el efecto del patógeno. No se observaron diferencias estadísticas significativas entre Ctrl- y Ctrl+, lo cual indica que *P. capsici* no afecta esta característica en el fruto. Sin embargo, sí hubo diferencias significativas entre los controles y los tratamientos con *Streptomyces* spp. proponiendo que B22 y B31 promueven esta característica (Figura 12).

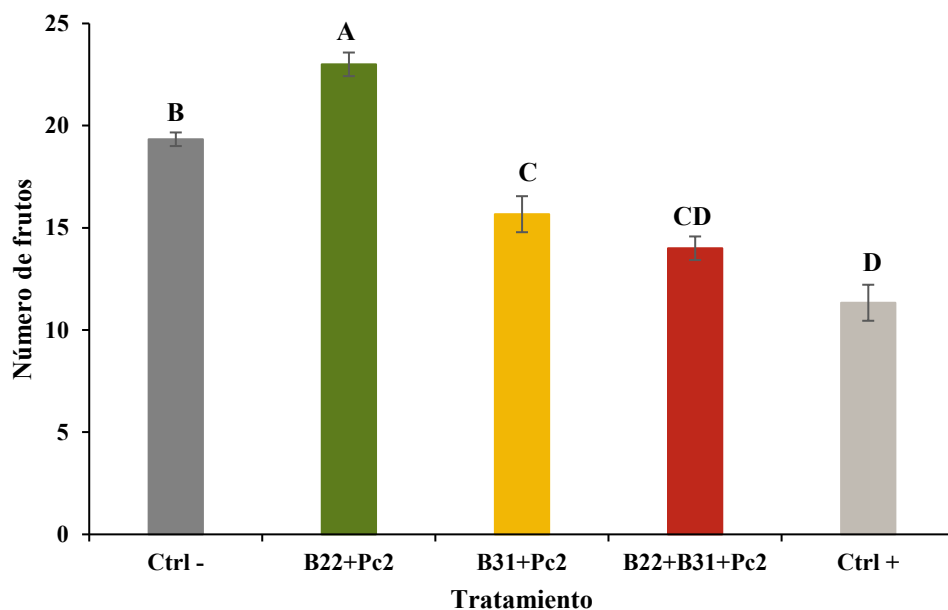


Figura 12. Evaluación de crecimiento y desarrollo. Promedio de frutos cosechados. Cantidad promedio de frutos cosechados por repetición al interior de cada tratamiento: B22+Pc2 (*S. lasiicapitis* y *P. capsici*), B31+Pc2 (*S. neyagawaensis* y *P. capsici*), B22+B31+Pc2 (*S. lasiicapitis*, *S. neyagawaensis* y *P. capsici*), Ctrl+ (*P. capsici*) y Ctrl- (agua). Las barras representan el error estándar; letras diferentes entre tratamientos muestran significancia estadística con Tukey $p \leq 0.05$.

Medidas de longitud promedio del fruto de 70 (B22+Pc2), 72 (B22+B31+Pc2) y 80 mm (B31+Pc2) muestran diferencias estadísticas entre tratamientos con *Streptomyces* spp; Ctrl+ (60 mm) también tiene efectos estadísticos al compararlo con los tratamientos con las cepas de *Streptomyces* y el Ctrl-. Las plantas tratadas con B31+Pc2 tuvieron mayor longitud promedio

que el resto de los tratamientos, esto sugiere que hay efectos en la longitud del fruto por efecto de *Streptomyces* spp. Sánchez-García *et al.* (2019) en evaluaciones de efectos por aplicación de cepas de *Streptomyces* spp., entre ellas la cepa B22, en plantas de chile, obtuvo valores similares y concluyó que esta y otras variables medidas se atribuyen al papel que tienen las *Streptomyces* spp. como promotoras de crecimiento (Figura 13).

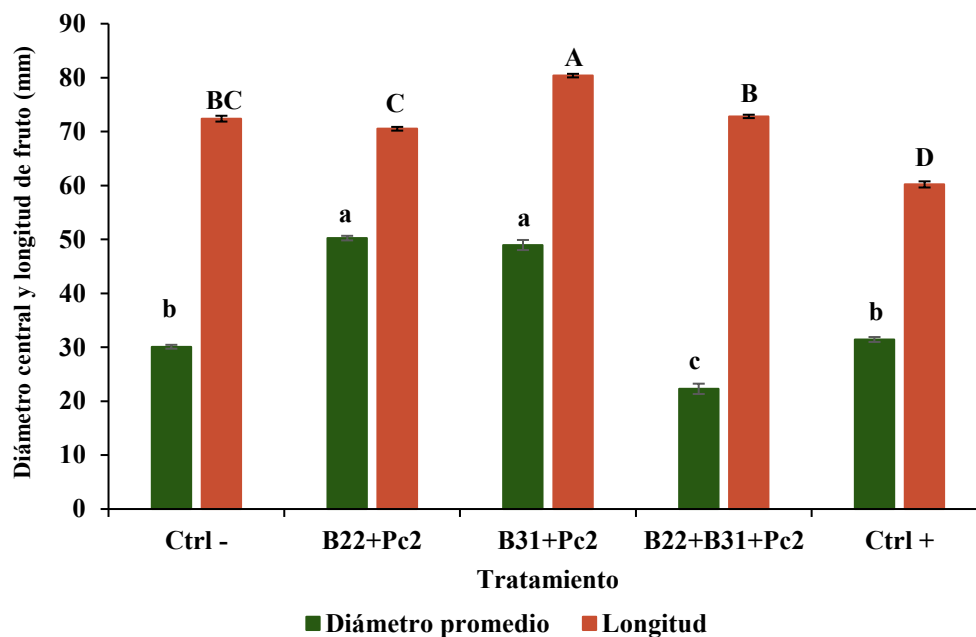


Figura 13. Evaluación de crecimiento y desarrollo. Diámetro central y longitud del fruto. Medidas promedio del diámetro central en frutos de acuerdo con cada tratamiento: B22+Pc2 (*S. lasiicapitis* y *P. capsici*), B31+Pc2 (*S. neyagawaensis* y *P. capsici*), B22+B31+Pc2 (*S. lasiicapitis*, *S. neyagawaensis* y *P. capsici*), Ctrl+ (*P. capsici*) y Ctrl- (agua). Valores promedio de la longitud de los frutos en cada tratamiento. Las barras representan el error estándar; letras diferentes entre tratamientos muestran significancia estadística con Tukey $p \leq 0.05$.

En relación con el fruto de la planta de chile poblano, en México existe la Norma Oficial Mexicana NMX-FF-025-SCFI-2007 “Productos alimenticios no industrializados para consumo humano- Chile fresco (*Capsicum* spp.) -Especificaciones” que establece las características de calidad a cumplir para que el fruto pueda ser destinado a consumo humano, en este sentido, los valores máximos obtenidos están situados en la categoría de un chile de tamaño pequeño (ancho menor a 60 mm y largo menor a 100 mm) según esta norma, datos que conducen a sugerir futuros experimentos que consistan en evaluar únicamente los efectos de aplicar las cepas de manera individual y así considerar o descartar que la presencia de un patógeno tiene correspondencia con las características del fruto.

Peso fresco del fruto: Datos obtenidos de los diferentes tratamientos indican que hay una diferencia entre Ctrl- (20 gr) y Ctrl+ (15 gr) por lo que se contempla que Pc2 está involucrado en la reducción de peso. El peso fresco de los frutos del tratamiento B22+Pc2 fue hasta 25% mayor que el Ctrl- y hasta 66% superior al Ctrl+, Délano-Frier *et al.* (2024), en evaluación de rendimiento total de plantas de chile jalapeño tratadas con diferentes rizobacterias, presenta aumentos de la producción de la fruta en plantas inoculadas respecto a las no inoculadas en porcentajes de 80.3%, este contraste permite recomendar el uso de la cepa B22 como biofertilizante en este cultivo. Los tratamientos B31+Pc2, B22+B31+Pc2 y Ctrl- tuvieron valores similares (Figura 14).

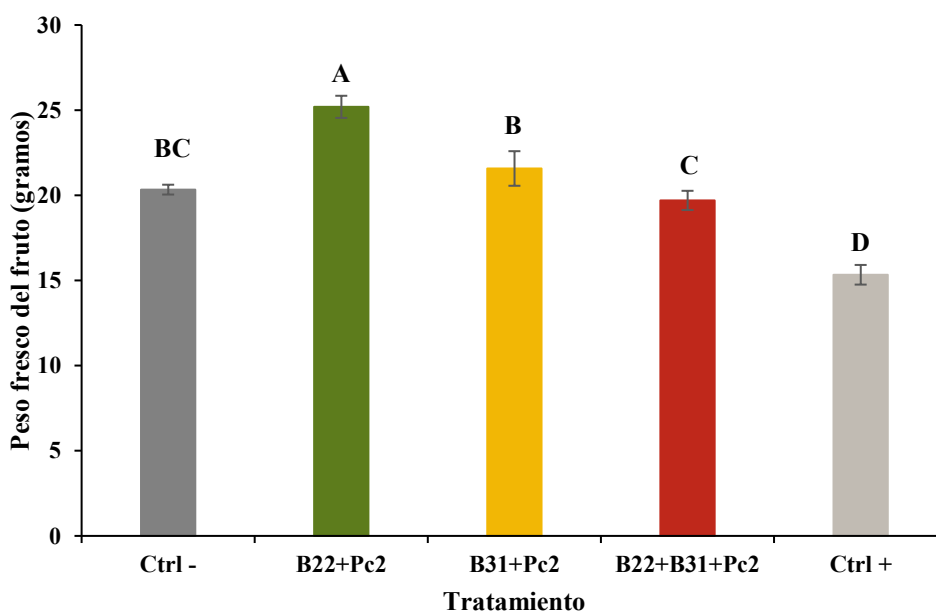


Figura 14. Evaluación de crecimiento y desarrollo. Peso fresco del fruto. Medias del valor de peso fresco de los frutos en gramos al interior de cada tratamiento: B22+Pc2 (*S. lasiicapitis* y *P. capsici*), B31+Pc2 (*S. neyagawaensis* y *P. capsici*), B22+B31+Pc2 (*S. lasiicapitis*, *S. neyagawaensis* y *P. capsici*), Ctrl+ (*P. capsici*) y Ctrl- (agua). Las barras representan el error estándar; letras diferentes entre tratamientos muestran significancia estadística con Tukey $p \leq 0.05$.

Los datos indican una correlación positiva en la comparación de frutos cosechados-peso fresco (1), frutos cosechados-diámetro promedio (1), peso fresco-longitud de fruto (1) y peso fresco-diámetro promedio (1). No se observó correlación entre frutos cosechados y longitud-diámetro promedio (Figura 15).

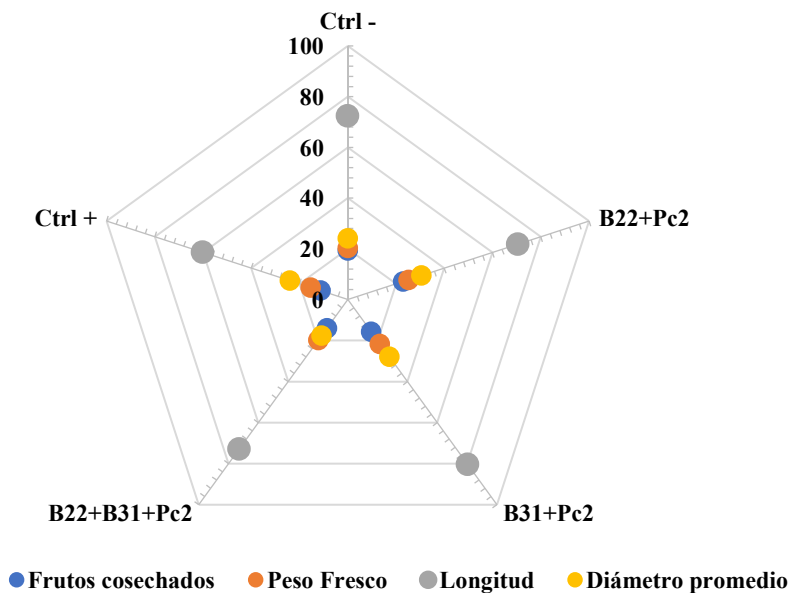


Figura 15. Evaluación de crecimiento y desarrollo. Correlación entre variables de características del fruto. El diagrama de radar refleja el efecto del tratamiento: B22+Pc2 (*S. lasiicapitis* y *P. capsici*), B31+Pc2 (*S. neyagawaensis* y *P. capsici*), B22+B31+Pc2 (*S. lasiicapitis*, *S. neyagawaensis* y *P. capsici*), Ctrl+ (*P. capsici*) y Ctrl- (agua). sobre la calidad de los frutos de chile poblano.

4.2.5 Evaluación de calidad de la semilla recuperada

Peso de 100 semillas. En el análisis de comparación de medias se observaron diferencias estadísticas significativas al interior de los tratamientos con *Streptomyces* spp. y entre los tratamientos y controles (negativo y positivo). No se observaron diferencias significativas entre los controles positivo y negativo, lo cual establece que *P. capsici* no incide en el peso de la semilla recuperada. Las semillas del tratamiento B22+Pc2 resultaron hasta 29% más pesadas que ambos controles y en promedio 10% más pesadas que los otros tratamientos con *Streptomyces* sp. (Figura 16).

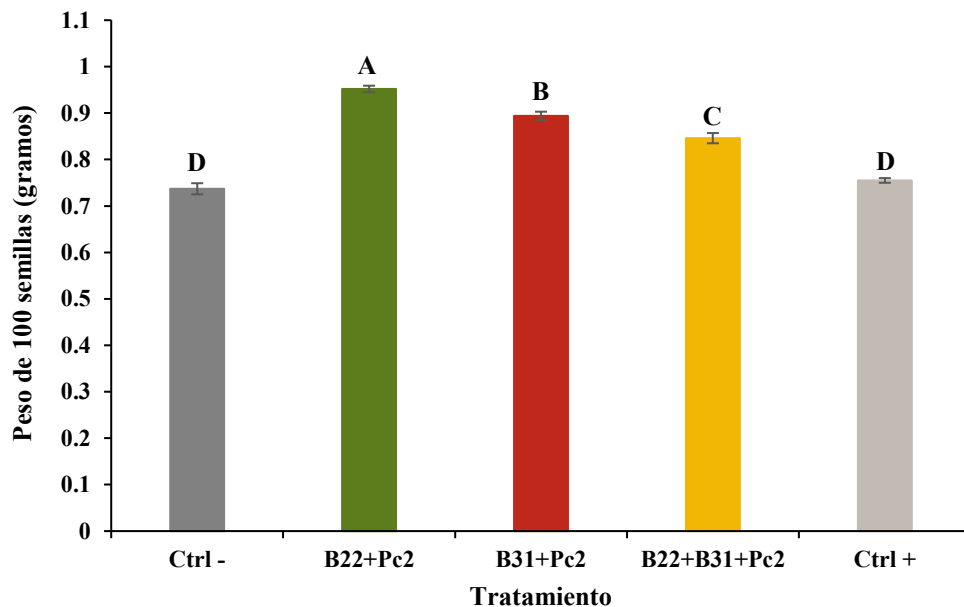


Figura 16. Evaluación de calidad de la semilla recuperada. Peso de 100 semillas. Evaluación de las semillas recolectadas en cada tratamiento: B22+Pc2 (*S. lasiicapitis* y *P. capsici*), B31+Pc2 (*S. neyagawaensis* y *P. capsici*), B22+B31+Pc2 (*S. lasiicapitis*, *S. neyagawaensis* y *P. capsici*), Ctrl+ (*P. capsici*) y Ctrl- (agua). Las barras representan el error estándar; letras diferentes entre tratamientos muestran significancia estadística con Tukey $p \leq 0.05$.

Ensayo de germinación: Las semillas del tratamiento B22+Pc2 tuvieron un porcentaje de germinación de 85%, superior a Ctrl- y Ctrl+. Se observaron diferencias estadísticas entre los tratamientos B22+Pc2, B31+Pc2 (grupo A) y los tratamientos restantes (grupo B). El grado de severidad en planta y raíz previamente reportado para B22+B31+Pc2 (Figura 6 y 7) tiene concordancia con la calidad final de la semilla y su capacidad de germinar (Figura 17).

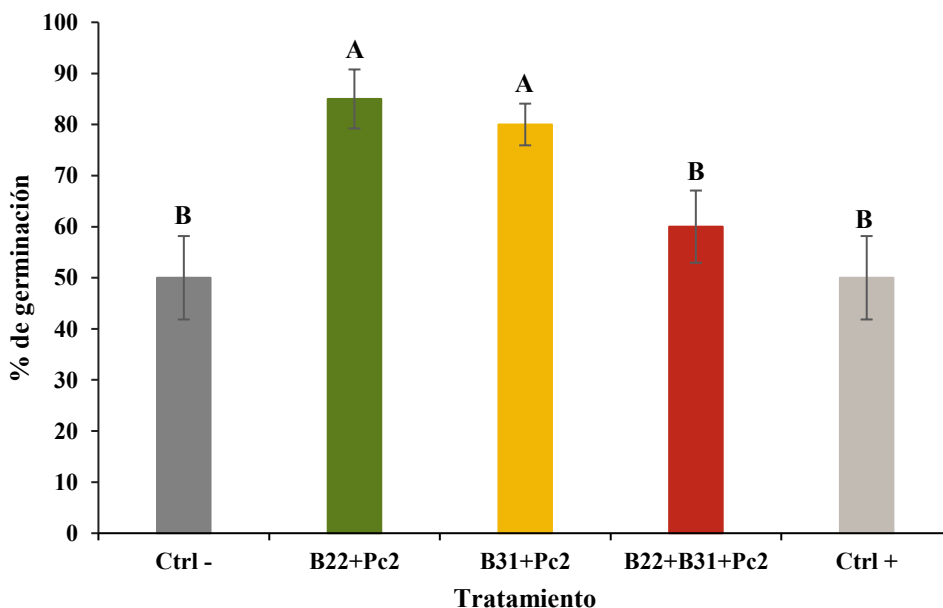


Figura 17. Evaluación de calidad de la semilla recuperada y porcentaje de germinación. Valores de porcentaje de semillas germinadas al interior de cada tratamiento: B22+Pc2 (*S. lasiicapitis* y *P. capsici*), B31+Pc2 (*S. neyagawaensis* y *P. capsici*), B22+B31+Pc2 (*S. lasiicapitis*, *S. neyagawaensis* y *P. capsici*), Ctrl+ (*P. capsici*) y Ctrl- (agua). Las barras representan el error estándar; letras diferentes entre tratamientos muestran significancia estadística con Tukey $p \leq 0.05$.

La longitud promedio de la radícula de semillas germinadas provenientes de los frutos cosechados de los tratamientos osciló entre 1.85 (Ctrl+) y 8.9 mm (B22+Pc2) (Figura 18). La radícula de las plántulas del tratamiento B22+Pc2 desarrollaron notablemente más raíces secundarias que los tratamientos restantes, fue notorio que las semillas provenientes de tratamiento Ctrl+ sufrieron algún tipo de daño que impidió el óptimo desarrollo de las semillas que lograron germinar, este daño está relacionado con el estado de madurez que alcanzaron los frutos de este tratamiento y puede sugerir que el grado de madurez intervino en la calidad de la semilla recolectada.

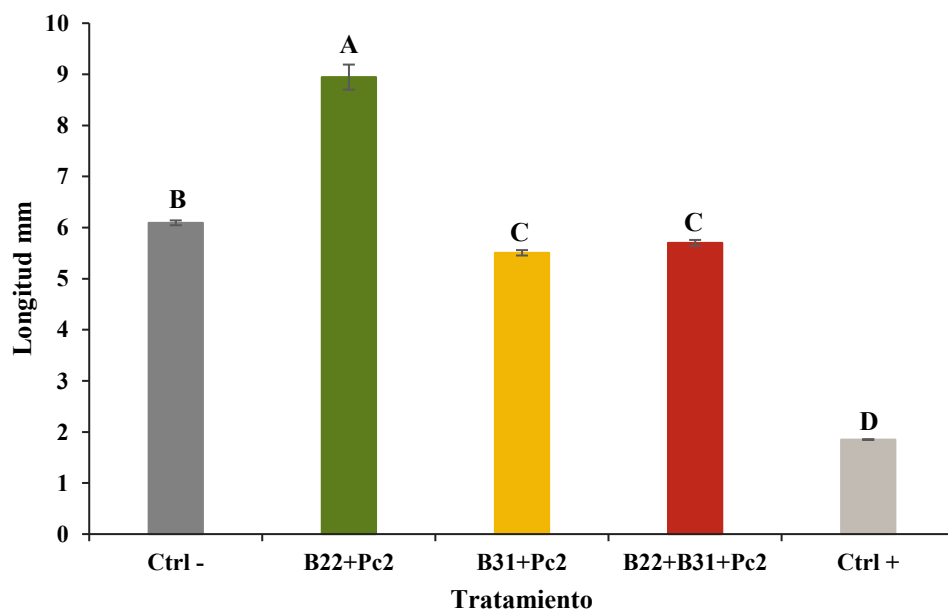


figura 18. Evaluación de largo de radícula promedio. Valores de porcentaje de semillas germinadas al interior de cada tratamiento: B22+Pc2 (*S. lasiicapitis* y *P. capsici*), B31+Pc2 (*S. neyagawaensis* y *P. capsici*), B22+B31+Pc2 (*S. lasiicapitis*, *S. neyagawaensis* y *P. capsici*), Ctrl+ (*P. capsici*) y Ctrl- (agua). Las barras representan el error estándar; letras diferentes entre tratamientos muestran significancia estadística con Tukey $p \leq 0.05$.

La apariencia de las plántulas fue diferente según el tratamiento, en general las plántulas provenientes de tratamientos con *Streptomyces* spp. reflejaron un mayor desarrollo foliar y radícula en comparación con el Ctrl- y Ctrl+. Comparaciones al interior de los tratamientos B22+Pc2, B31+Pc2 y B22+B31+Pc2 hacen notar que las plántulas que germinaron de semillas del tratamiento B22+Pc2 presentaron un desarrollo radicular y foliar más completo con respecto a los demás tratamientos; en contraste, en el Ctrl+ hubo presencia de cotiledones levemente amarillentos y poco crecimiento en radícula. Los efectos en las semillas tratadas con

B22+B31+PC2 mostró que el largo de raíz fue similar al observado en las plántulas con tratamiento B31+Pc2 e inferior al Ctrl- (Figura 19). Se asume que la capacidad de germinación y correcto desarrollo de una plántula está relacionada, en parte, con el tipo y nivel de estrés, en este caso la presencia de un patógeno y la eficiencia del antagonista al cual la planta estuvo expuesta.

Si bien el proceso de germinación de una semilla está más relacionado con la presencia de hormonas de crecimiento que con la presencia de un microorganismo; de manera indirecta la presencia de *Streptomyces* spp. favoreció la promoción de las etapas fenológicas en menor tiempo y hasta la madurez fisiológica y comercial de los frutos. Con lo anterior, las semillas obtenidas germinaron en función de la sanidad y etapa fenológica en la que se encontraba la planta.

En las semillas recuperadas de plantas inoculadas con Pc2 y tratadas con *Streptomyces* spp. no se observó presencia de colonias de Pc2 durante el ensayo de germinación; posiblemente el fruto no llegó a ser colonizado por Pc2 aun cuando la planta de la que provino estaba infectada. Se puede conjeturar que el control y/o reducción de la cantidad de inóculo del patógeno por parte del antagonista evitó que el oomiceto avanzara a los tejidos superiores de la planta. Las semillas de las plantas Ctrl+ no tuvieron presencia de Pc2, lo que permite inferir que en términos de evaluación peso de semilla, porcentaje de germinación y longitud de radícula el patógeno influyó indirectamente en estos resultados pues, al afectar en la fenología, la calidad del fruto se vió afectada junto con la calidad de las semillas contenidas.



Figura 19. Apariencia de plántulas provenientes de semillas recuperadas de frutos de plantas de cada tratamiento: B22+Pc2 (*S. lasiocapitis* y *P. capsici*), B31+Pc2 (*S. neyagawaensis* y *P. capsici*), B22+B31+Pc2 (*S. lasiocapitis*, *S. neyagawaensis* y *P. capsici*), Ctrl+ (*P. capsici*) y Ctrl- (agua).

5 CONCLUSIONES

La evaluación de la actividad antagónica y promotora de crecimiento de las cepas *Streptomyces lasiicapitis* (B22) y *Streptomyces neyagawaensis* (B31) contra *Phytophthora capsici* (Pc2) en plantas de chile poblano variedad Ancho San Luis, bajo condiciones de invernadero generó información respecto a la eficiencia en el control de Pc2 y en la promoción de desarrollo de planta y fruto.

Las cepas B22, B31 y B22+B31, mostraron diferente grado de control sobre el crecimiento y manifestación de síntomas de *P. capsici* (Pc2) en plantas de chile, la cepa B22 mostró mayor control en la severidad tanto en planta como raíz y en el contenido de UFC de Pc2 en suelo. Por su parte, la cepa B31 tuvo un desempeño similar a la combinación de cepas B22+B31, lo que demostró la ausencia de un efecto aditivo o sinérgico por una probable incompatibilidad entre cepas.

Las cepas de *Streptomyces* utilizadas mostraron capacidad diferencial en el desarrollo, crecimiento y producción de plantas de chile; ambas cepas ya sea de manera individual o en combinación promovieron una precocidad en la floración y en las etapas fenológicas subsecuentes. Los parámetros como el número de frutos, diámetro y longitud de fruto, peso fresco, peso de 100 semillas, porcentaje de germinación y longitud de radícula germinada de semilla fueron influenciados positivamente por la protección ejercida por la presencia de *Streptomyces* spp. A este punto, no es claro si este incremento en los valores es el resultado de la protección ejercida por las cepas de *Streptomyces* en proporción diferencial, la inducción de hormonas de crecimiento o una combinación de ambos factores.

No se encontraron efectos en la promoción en la longitud de raíz, ni en la altura de planta por efecto de *Streptomyces* spp.

REFERENCIAS

Aguilar Meléndez, A., y Güemes Jiménez, R. (2020). Apuntes del sistema alimentario de los nahuas de la Huasteca meridional: el chile como alimento indispensable de la vida. *Graffilya, Revista de la facultad de filosofía y letras*, 4(8), 60-79.

Aguirre, E. H., y Muñoz, V. O. (2015). El chile como alimento. *Ciencia*, 66(3), 16-23.

Akgül, D., y Mirik, M. (2008). Biocontrol of *Phytophthora capsici* on pepper plants by *Bacillus megaterium* strains. *Journal of Plant Pathology*, 90(1), 29-34.

Alcantara-Cortes, J., Acero-Godoy, J., Alcantara-Cortés, J., y Sánchez-Mora, R. (2019). Principales reguladores hormonales y sus interacciones en el crecimiento vegetal. *NOVA*, 17(32), 109-129.

Barrantes-Jaikel, L. (2010). Manual de recomendaciones en el cultivo de chile, pimentón o ají (*Capsicum* sp.). Inta Costa Rica.

Batt, C. (2014). *Encyclopedia of Food Microbiology*. Elsevier Science.

Bautista-Calles, J., Huerta-Lara, M., y García Espinoza, R. (2014). Antagonistas a *Phytophthora capsici* inoculados en sustratos de germinación de *Capsicum annuum* Leonian y *Mucuna deeringiana* Bort. *Avances en investigación Agropecuaria*, 18(2), 95-114.

Benítez Victorino, S. (2015). Los chiles de México (del género *Capsicum*). Dirección General de Publicaciones y Fomento Editorial.

Bosland, P. W., y Votava, E. (2012). Peppers: vegetable and spice *Capsicums*. En P. W. Bosland, y E. J. Votava, *Peppers: vegetable and spice Capsicums* (p. 11). CABI.

Bowers, J. (1990). Effect of soil Temperature and Soil-Water Matric Potential on the Survival of *Phytophthora capsici* in Natural Soil. *Plant Disease*, 74(10), 771-777.

Bushal, B., y Mmbaga, M. (2020). Biological control of *Phytophthora* blight and growth promotion in sweet pepper by *Bacillus* species. *Biological control*, 150(104373).

Byers, D. S. (1967). The prehistory of the Tehuacan Valley. En E. O. Callen, *Analysis of the Tehuacan Coprolites* (pp. 261-279). Robert S. Peabody Foundation.

Cardona R., Jhon A.; Lopera M., G. M.; Montoya R., A. M.; Montoya V., A. M.; Peña A., J. D.; Gil M., M.; Benavides, J. F.; Caicedo R., M. R.; Ríos, L. A.; Restrepo V., G. M. (2006). Obtención de oleorresina de pimentón (*Capsicum annuum* L.). *Vitae, Revista de la facultad de química farmacéutica*, 13(1), 5-9.

Charter, K. (2013). *Streptomyces*. En S. Maloy, y K. Hughes, *Brenner's Encyclopedia of Genetics* (pp. 565-567). Elsevier.

Chávez-Avila, S., Valencia-Marin, M. F., Guzmán-Guzmán, P., Kumar, A., Oluranti, O. Babalola, Orozco-Mosqueda, M. del C., de los Santos-Villalobos, S., Santoyo, G. (2023). Deciphering the antifungal and plant growth-stimulating traits of the stress-tolerant *Streptomyces achromogenes* subsp. *achromogenes* strain UMAF16, a bacterium isolated from soils affected by underground fires. *Biocatalysis and Agricultural Biotechnology*, 53(102859).

CONABIO. (2012). Malezas de México. conabio.gob.mx: <http://www.conabio.gob.mx/malezasdemexico/solanaceae/Capsicum-annuum/fichas/ficha.htm>

Condori-Pacsi, S., Fernández-Guzman, P., y Valderrama-Valencia, M. (2019). Aislamiento y caracterización de *Streptomyces* spp. rizosféricos promotores del crecimiento vegetal. *IDESIA (Chile)*, 37(2).

Cooney, J., Lauren, D., Jensen, D., y Perry-Meyer, J. (1997). Effect of Solid Substrate, Liquid Supplement, and Harvest Time on 6-n-Pentyl-2H-pyran-2-one (6PAP) Production by *Trichoderma* spp. *J. Agric. Food Chem*, 56, 531-534.

Díaz-Díaz, M., Bernal-Cabrera, A., Trapero, A., Jiménez, A. G., Medina-Marrero, R., Cupull-Santana, R. D., Águila-Jiménez, E., Agustí-Brisach, C. (2023). Biocontrol of root rot complex disease of *Phaseolus vulgaris* by *Streptomyces* sp. strains in the field. *Crop protection*, 165.

Drenth, A., y Guest, D. (2013). *Phytophthora: The Plant Destroyer*. *Palmas*, 34(1), 49-56.

Ezziyyani, M., Pérez Sánchez, C., Requena, M., Rubio, L., y Cadena, M. E. (2004). Biocontrol por *Streptomyces rochei* –Ziyani–, de lapodredumbre del pimiento (*Capsicum annuum* L.) causada por *Phytophthora capsici*. *Anales de Biología*, 69-78.

Gallardo, S. (2015). *Raíces, cuanto más largas, mejor*. NEXCIENCIA: <https://nexciencia.exactas.uba.ar/raices-cuanto-mas-largas-mejor-fisiologia-vegetal-biologia-molecular-plantas-jose-estevez-melina-velazquez>

García-Bernal, M., Medina-Marrero, R., Abasolo-Pacheco, F., Ojeda-Silvera, C., Arcos-Ortega, G., y Mazón-Suástegui, J. (2022). Efecto antifúngico de la cepa de *Streptomyces* sp. RL8 y su acción promotora en la germinación y crecimiento inicial del frijol Tépari (*Phaseolus acutifolius* Gray). *TERRA Latinoamericana*, 40.

Gerald, F., y Combs, Jr. (2012). The Vitamins. En F. Gerald, y J. Combs, Vitamin A (p. 96). Elsevier.

Granke, L., Quesada-Ocampo, L., y Hausbeck, M. (2011). Differences in virulence of *Phytophthora capsici* isolates from a worldwide collection on host fruits. *European Journal of Plant Pathology*, 132, 281-296.

Hans-Peter, F., Mulugeta, N., y Christoph, P. (1996). Kanchanamycins, New Polyol Macrolide Antibiotics Produced by *Streptomyces olivaceus* Tü 4018, 49(8), 758-764.

Hee-jin, C., Baik-ho, K., Jeong-dong, K., y Myung-soo, H. (2005). *Streptomyces neyagawaensis* as a control for the hazardous biomass of *Microcystis aeruginosa* (Cyanobacteria) in eutrophic freshwaters. *Biological control*, 33, 335-343.

Herrera-Estrella, A., y Chet, I. (2004). The Biological Control agent *Trichoderma* from Fundamentals to Applications. En A. D., Handbook of Fungal Biotechnology (pp. 147-156). Marcel Dekker, Inc. New York.

Hervert-Hernandez, D., Sáyago-Ayerdi, S. G., y Goñi, I. (2010). Bioactive compounds of four hot pepper varieties (*Capsicum annuum* L.), antioxidant capacity, and intestinal bioaccessibility. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 58(1), 3399-3406. <https://doi.org/10.1021/jf904220w>

Hwang, J., Kim, H., Kim, S., Oh, H., y Nam, D. (2013). Organization and characterization of a biosynthetic gene cluster for bafilomycin from *Streptomyces griseus* DSM 2608. *AMB Express*, 3(24).

Iribarren, M., Borassi, C., Ferri, A., González, B., Steciow, M., y Guillín, E. (2016). Estructura genética de poblaciones de *Phytophthora capsici* en el noreste de la provincia de Buenos Aires, Argentina. *RIA*, 42(1), 102-112.

Jeon, C.-W., Kim, D.-R., Bae, E.-J., y Kwak, Y.-S. (2021). Changes in bacterial community structure and enriched functional bacteria associated with turfgrass monoculture. *Frontier in Bioengineering and Biotechnology*, 8(530067).

Kämpfer, P. (2012). *Streptomyces*. En M. Goodfellow, P. Kämpfer, H.-J. Busse, M. Trujillo, K.-i. Suzuki, W. Ludwig, y W. Whitman, *bergey's manual® of Bacteriology Systematic*. Springer.

Kämpfer, P., y Goodfellow, M. (2012). Order XIV. Streptomycetales ord. nov. En M. Goodfellow, P. Kämpfer, H.-J. Busse, M. Trujillo, K.-i. Suzuki, W. Ludwig, y W. Whitman, *Systematic Bacteriology Volum 5 the Actinobacteria, Part A* (p. 1693). Springer.

Kazerooni, E., Maharachchikumbura, S., Al-Sadi, A., Kang, S.-M., Yun, B.-W., y Lee, I.-J. (2021). Biocontrol potential of *Bacillus amyloliquefaciens* against *Botrytis pelargonii* and *Alternaria alternata* on *Capsicum annuum*. *Journal of Fungi*, 7(472). <https://doi.org/https://www.mdpi.com/journal/jof>

Kim, K., Nemeč, S., y Musson, G. (1997). Control of *Phytophthora* root and crown rot of bell pepper with composts and soil amendments in the greenhouse. *Applied Soil Ecology*, 5, 169-179.

Kumari, B., Solanki, M., Kashyap, P., y Ansari, R. (2020). *Microbiomes, Plant Health Panoply, and Their Applications*. Elsevier Science, 1(406).

Lamour, K. H., Mudge, J., Gobena, Da., Hurtado-González, O., Schmutz, J., Kuo, A., Miller, N. A., Rice, B. J., Raffaele, S., Cano, L. M., Bharti, A. K., Donahoo, R. S., Finley, S., Huitema, E., Hulvey, J., Platt, D., Salamov, A., Savidor, A., Sharma, R., Stam, R., Storey, D., Thines, M., Win, J., Hass, B. J., Dinwiddie, D. L., Jenkins, J., Knight, J. R., Affourtit, J. P., Han, C. S., Chertkov, O., Lindquist, E. A., Detter, C., Grigoriev, I. V., Kamoun, S., Kingsmore, S. F.

(2012). Genome sequencing and mapping reveal loss of heterozygosity as a mechanism for rapid adaptation in the vegetable pathogen *Phytophthora capsici*. *Molecular Plant-Microbe Interactions*, 25(10), 1350-1360. <https://doi.org/10.1094/MPMI-02-12-0028-R>

Lamour, K., Stam, R., Jupe, J., y Huitema, E. (2011). The oomycete broad-host-range pathogen *Phytophthora capsici*. *Molecular Plant Pathology*, 13(4), 1-9. <https://doi.org/10.1111/j.1364-3703.2011.00754.x>

Lan, Y., Shanshan, Z., Yao, L., Shanwen, J., Yue, Z., Jinhong, L., Li, Kai, Yan, Xiangjing, W., Whensheng, X., Chongxi, L. (2017). *Streptomyces lasiicapitis* sp. nov., an actinomycete that produces kanchanamycin, isolated from the head of an ant (*Lasius fuliginosus* L.). *International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology*, 67(5), 1529-1534.

Law, J. W.-F., Ser, H.-L., Khan, T., Chuah, L.-H., Pusparajah, P., Chan, K.-G., Goh, B.-G., Lee, L.-H. (2017). The Potential of *Streptomyces* as Biocontrol Agents against the Rice Blast Fungus, *Magnaporthe oryzae* (*Pyricularia oryzae*). *Frontiers in Microbiology*, 8(3).

Leos-Escobedo, L., García-Carrillo, M., Delgadillo-Martínez, J., Venzuela García, A. A., Angulo-Castro, A., Preciado-Rangel, P., y Rueda Puente, E. O. (2022). Consorcios de hongos micorrízicos y rizobacterias en el control biológico. *Revista de Ciencias Biológicas y de la Salud*, 24(1), 30-37.

Ley-López, N., Márquez-Zequera, I., Carrillo-Fasio, J., León-Félix, J., Cruz-Lachica, I., y García-Estrada, R. (2018). Efecto de biocontrol e inhibición germinativa de *Bacillus* spp. sobre zoosporas de *Phytophthora capsici*. *Revista Mexicana de Fitopatología*, 36(2), 215-232. <https://doi.org/10.18781/R.MEX.FIT.1711-2>

Lijtai-Szabó, P., Hülber-Beyer, É., Nemestóthy, N., y Bélafi-Bakó, K. (2022). The role of physical support in secondary metabolite production by *Streptomyces* species. *Biochemical Engineering Journal*, 185(108495).

Liu, W., Wang, J., Li, S., Zhang, H., Meng, L., Liu, L., Ping, W., Du, C. (2022). Genomic and Biocontrol Potential of the Crude Lipopeptide by *Streptomyces bikiniensis* HD-087 Against *Magnaporthe oryzae*. *Frontiers in Microbiology*, 13.

Long-Solís, J. (2013). *Capsicum* y cultura. La historia del chilli. En J. Long-Solís, La evidencia arqueológica (p. 16). Fondo de Cultura Económica.

Manigundan, K., Jerrine, J., Radhakrishnan, M., Ayswara, S., Gopikrishnan, V., Balamurugan, A., y Sakthivel, K. (2022). Anti-biofilm activity and biocontrol potential of *Streptomyces* cultures against *Ralstonia solanacearum* on tomato plants. *Indian Journal of Microbiology*, 62(1), 32-39.

Michel-Aceves, A., Otero-Sánchez, M., Martínez-Rojero, R., Rodríguez-Morán, N., Ariza-Flores, R., y Barrios-Ayala, A. (2008). Producción masiva de *Trichoderma harzianum* Rifai en diferentes sustratos orgánicos. *Revista Chapingo*, 4(2), 185-191.

Molina-Gayoso, E., Andrade-Hoyos, P., García-Espinosa, R., y Sosa-Hernández, C. (2016). Capacidad de sobrevivencia de tres especies de *Phytophthora* y dos de *Pythium* preservados en dos sustratos a corto y largo plazo*. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*, 7(7), 159-1764.

Mun, B.-G., Lee, W.-H., Kang, S.-M., Lee, S.-U., Lee, S.-M., Lee, D., Shahid, Muhammad, Yun, B.-W., Lee, I.-J. (2020). *Streptomyces* sp. LH 4 promotes plant growth and resistance against *Sclerotinia sclerotiorum* in cucumber via modulation of enzymatic and defense pathways. *Plant soil*, 448, 87-103.

Nandhini, S., Sudha, S., Anusha Jeslin, V., y Manisha, S. (2018). Isolation, identification and extraction of antimicrobial compounds produced by *Streptomyces* spp. from terrestrial soil. *Biocatalysis and Agricultural Biotechnology*, 15, 317-321.

Nirenberg, H. (1976). Untersuchungen über die morphologische Differenzierung in der *Fusarium*-Sektion Liseola. Paul Parey Berlin. <https://doi.org/348916900X>

NMX-FF-025-SCFI-2007. (2007). “Productos alimenticios no industrializados para consumo humano- Chile fresco (*Capsicum* spp.)-Especificaciones”. Diario Oficial de la Federación.

Omar, A., Abdelmageed, A., Al-Turki, A., Abdelhameid, N., Sayyedd, R., y Rehan, M. (2022). Exploring the Plant Growth-Promotion of four *Streptomyces* strains from Rhizosphere soil to enhance cucumber growth and yield. *Plants*, 11(3316), 1-19.

Ortenberg, E., y Telsch, B. (2003). 42 - Taste and odour problems in potable water. En D. Mara, y N. Horan, *Handbook of Water and Wastewater Microbiology* (pp. 777-793). Academic press.

Pons-Hernández, J., Guerrero-Aguilar, B., González-Chavira, M., González-Pérez, E., Villalobos-Reyes, S., y Muñoz-Sánchez, C. (2020). Variabilidad fenotípica de aislados de *Phytophthora capsici* en Guanajuato. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*, 11(8).

Puttaswamygowda, G. H., Olakkaran, S., Antony, A., y Purayil, A. K. (2019). Present status and future perspectives of marine Actinobacterial metabolites. En V. Buddolla, *Recent Developments in Applied Microbiology and Biochemistry* (pp. 307-319). Academic Press.

Quesada-Ocampo, L., Parada-Rojas, C., Hansen, Z., Vogel, G., Smart, C., Hausbeck, M., Carmo, R.M., Huitema, E., Naegele, R., Kousik, C.S., Tandy, P., Lamour, K. (2023). *Phytophthora capsici*: Recent progress on fundamental biology and disease management 100 years after its description. *Annual Reviews*, 11(43), 3.1-3.24.

Ramírez, C., Soto, Z., Castro, L., Arauz, L. F., Uribe-Lorío, L., y Uribe, L. (2015). Efecto de cuatro rizobacterias promotoras de crecimiento sobre la pudrición basal causada por *Phytophthora capsici* en plantas de chile dulce (*Capsicum annuum*). *Revista Agronomía Costarricense*, 39(3), 87-100.

Reyes-Tena, A., Rincón Enriquez, G., López Pérez, L., Evangelistas Martínez, Z., y Quiñones Aguilar, E. (2015). Lucha entre microbios: una herramienta para el control de enfermedades de plantas. *Revista digital universitaria*, 16(11).

Ribeiro, O. (2013). A Historical Perspective of *Phytophthora*. En K. Lamour, *Phytophthora a global perspective* (pp. 1-10). CAB International.

Ristiano, J. (1990). Intraspecific variation among isolates of *Phytophthora capsici* from pepper and cucurbit fields in North Carolina. *The American Phytopathological Society*, 80(11), 1253-1259.

Robles-Hernández, L., Hernández-Huerta, J., González Franco, A., Hernández-Rodríguez, O., Nuñez-Barrios, A., y Pérez-Leal, R. (2015). *Streptomyces* PRIO41 como promotor de crecimiento en plantas de chile jalapeño y agente de control biológico de *Fusarium*. *Revista Internacioal de Botánica Experimental Internacional*, 84, 253-261.

Rodríguez-Guerra, R., González-Acevedo, A., Peña-Carrillo, K., Almeyda-León, I., Hernández-Luna, C., y Salcedo-Martínez, S. (2019). Evaluación de actinomicetos contra hongos

fitopatógenos y análisis de sus relaciones filogenéticas. *Biotecnología y Sustentabilidad*, 4(1), 5-13.

Romero, V. G. (2018). Repositorio institucional universidad agraria la molina. Biblioteca agrícola nacional: <https://repositorio.lamolina.edu.pe/handle/20.500.12996/3554>

Sadurní, J. (21 de septiembre de 2020). Historia National Geographic. Hambre y represión en el siglo XIX: La Gran Hambruna Irlandesa, un desastre humanitario: https://historia.nationalgeographic.com.es/a/gran-hambruna-irlandesa-desastre-humanitario_15669#:~:text=A%20finales%20de%201845%2C%20una,la%20emigraci%C3%B3n%20de%20otro%20mill%C3%B3n.

SAGARPA. (2017). PLANEACIÓN AGRÍCOLA NACIONAL 2017-2030. <https://www.gob.mx>: https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/257072/Potencial-Chiles_y_Pimientos-parte_uno.pdf

Sánchez-García, Bertha María, Mora Avilés, María Alejandra, Rodríguez Guerra, R. (2021, noviembre 23). National Center for Biotechnology Information: <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/nuccore/OL619256>

Sánchez-García, B. M., Ramírez Pimentel, J. G., Rodríguez Guerra, R., Guevara Acevedo, L., Raya Pérez, J., Covarrubias Prieto, J., & Mora Avilés, M. A. (2022). Molecular identification and antagonistic potential of three strains of *Streptomyces* against phytopathogenic fungi. *Agrociencia*, 56(5). <https://doi.org/https://doi.org/10.47163/agrociencia.v56i5.2793>

Sánchez-García, B. M., Ramírez-Pimentel, J., Raya-Pérez, J., Covarrubias-Prieto, J., y Mora-Avilés, M. (2019). Actinobacterias con potencial antagónico *in vitro* a hongos fitopatógenos y promoción del crecimiento en plantas de Chile. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*, 23, 339-344.

Sanogo, S., Lamour, K., Kousik, C., Lozada, D., Parada-Rojas, C., Quesada Ocampo, L., Wyenandt, Christian A.; Babadoost, Mohammad; Hausbeck, Mary K.; Hansen, Zachariah, Ali, Emran, McGrath, M. T., Hu, J., Crosby, K., Miller, S. (2023). *Phytophthora capsici*, 100 years Later: Research Mile Markers from 1922 to 2022. *Phytopathology*, 113, 921-930.

Sanogo, Soum, Lujan, Phillip. (2022). Seed, plant, and soil treatment with selected commercial Bacillus-based and *Streptomyces*-based biofungicides and chemical fungicides and development of *Phytophthora* blight on chile pepper. Archives of Phytopathology and Plant Protection, 55(3), 331-343.

Santos, M., Diáñez, F., Sánchez-Montesinos, B., Huertas, V., Moreno-Gavira, A., Esteban, G. B., Garrido-Cárdenas, J., Gea, F. (2023). Biocontrol of Diseases Caused by *Phytophthora capsici* and *P. parasitica* in Pepper Plants. Journal of Fungi, 9(360).

Segarra, G., Avilés, M., Casanova, E., Borrero, C., y Trillas, I. (2013). Effectiveness of biological control of *Phytophthora capsici* in pepper by *Trichoderma asperellum* strain T34. Phytopathologia Mediterranea, 52(1), 77-83.

Shirling, E., y Gottlieb, D. (1972). Cooperative description of type strains of *Streptomyces*. International Journal of systematic bacteriology, 22(4), 265-394.

SIAP. (2010). SIAP. <http://infosiap.siap.gob.mx/>: <http://infosiap.siap.gob.mx/images/stories/infogramas/100705-monografia-chile.pdf>

SIAP. (2013). SIAP prensa. México es primer lugar mundial en la producción de chile verde: <https://www.gob.mx/siap/prensa/mexico-es-primer-lugar-mundial-en-la-produccion-de-chile-verde>

SIAP. (2022). Atlas Agroalimentario 2022. México: Servicio De Información Agroalimentaria y Pesquera (SIAP).

SIAP. (2023). *Cierre agrícola*. <https://nube.siap.gob.mx/>: <https://nube.siap.gob.mx/cierreagricola/>

SIAP. (2024). *Secretaría de Agricultura y Desarrollo Rural*. SIAP.

Soto-Ortiz, R., y Silvertooth, J. C. (2008). A Crop Phenology Model for Irrigated New Mexico. Vegetable Report, 104-112.

Soto, S. (2018). Principales enfermedades que afectan el pimiento en Chile. En I. d. Agropecuarias, Pimientos para la industria de alimentos e ingredientes (pp. 69-75). INIA.

SQM VITAS. (08 de 18 de 2023). Nutrición vegetal de especialidad. <http://www.sqm-vitas.com/espe/nutrici%C3%B3nvegetaldeespecialidad/informaci%C3%B3nporcultivos/pimiento.aspx#tabs-10>

SRE. (02 de 07 de 2018). Gobierno de México. <https://www.gob.mx/sre/prensa:https://www.gob.mx/sre/prensa/la-unesco-inscribe-el-valle-de-tehuacan-cuicatlan-habitat-originario-de-mesoamerica-en-la-lista-del-patrimonio-mundial?idiom=es>

Sunwoo, J. Y., Lee, Y. K., y Hwang, B. K. (1996). Induced resistance against *Phytophthora capsici* in pepper plants in response. *European Journal of Plant Pathology* (102), 663-670. <https://doi.org/10.1007/BF01877247>

Teodoro, A. F., Alves, R. d., B-Ribeiro, L., Reis, K., B-Reifschneider, F. J., N-Fonseca, M. E., P. da S J., da S Agostini-Costa, T. (2013). Vitamin C content in Habanero pepper accessions (*Capsicum chinense*). *Horticultura Brasileira*, 31(1), 59-62.

Tian, W., Ge, Y., Liu, X., Dou, G., y Ma, Y. (2019). Identification and characterization of *Populus* microRNAs in response to plant growth promoting endophytic *Streptomyces* sp. SSD49. *World Journal of Microbiology and Biotechnology*, 35(97).

Tian, Z., Du, Y., Lu, Y., Zhu, J., y Long, C.-a. (2024). Exploration of the antimicrobial activities of biocontrol agent *Streptomyces* strain h114 against *Penicillium digitatum* in citrus. *Postharvest Biology and Technology*, 210(112725).

Toledo-Aguilar, R., López-Sánchez, H., López, P. A., Guerrero-Rodríguez, J., Santacruz-Varela, A., y Huerta-de la Peña, A. (2011). Características vegetativas, reproductivas y de rendimiento de fruto de variedades nativas de Chile "poblano". *Revista Chapingo Serie Horticultura*, 17(3), 139-150.

Torres, M., Schommer, V., Arendhart Braunt, J., Franco dos Santos, L., Teixeira Lopes Samuel, Simon, V., Strieder Machado, B.; Ferrari, V.; Maria C., L., S. P., J. (2023). Using *Streptomyces* spp. as plant growth promoters and biocontrol agents. *Rhizosphere*, 27(100741).

Trinidad-Cruz, J., Rincón-Enriquez, G., Evangelista-Martínez, Z., y Quiñones-Aguilar, E. (2021). Biorational control of *Phytophthora capsici* in pepper plants using *Streptomyces* spp. *Revista de Chapingo Serie Horticultura*, 27(2), 85-99.

Valerio-Landa, S., Quiñones-Aguilar, E., Enriquez-Vara, J., Hernández-Gutiérrez, R., Hernández-Montiel, L., y Rincon-Enriquez, G. (2021). Método de inducción, aislamiento y selección de proteínas HRP de bacterias fitopatógenas, una fuente potencial de inductores de resistencia vegetal. *Mensaje bioquímico*, 45(70-XX), 70-78.

Viracocha-Mamani, P., y Cadena-Miranda, F. (2023). Incorporación de *Trichoderma harzianum* para la reducción del ataque de la tristeza del pimiento (*Phytophthora capsici*). *Revista de Investigación e Innovación Agropecuaria y de Recursos Naturales*, 10(3), 56-63.

Waizel-Bucay, J., y Camacho, R. M. (2011). El género *Capsicum* spp. ("chile"). Una versión panorámica. *Revista de Divulgación Científica y tecnológica*, 16(60).

Waksman, S., y Henrici, A. (1943). The Nomenclature and Classification of the Actinomycetes. *Journal of Bacteriology*, 46(4), 337-341. <https://doi.org/10.1128/jb.46.4.337-341.1943>

Wang, H., Lin, F., Meng, J., Ding, R., Wang, Y., Wang, X., Han, Chuanyu, L., Limei Z. C. (2022). Antagonistic activity and biocontrol effects of *Streptomyces* sp. CX3 cell-free supernatant against blueberry canker caused by *Botryosphaeria dothidea*. *Crop protection*, 162.

Wu, J., Xue, Z., Miao, J., Zhang, F., Gao, X., y Liu, X. (2020). Sensitivity of different developmental stages and resistance risk assessment of *Phytophthora capsici* to fluopicolide in China. *Frontiers in Microbiology*, 11(185).

Yamamoto, H., Nakazawa, K., Horii, S., y Miyake, A. (1960). Folimycin, a New Antifungal Antibiotic produced by *Streptomyces neyagawaensis* nov. sp. *Agricultural Chemistry*, 34.

Zaki, M., Saleh, E., Zaki, M., Korayem, A., y Amin, S. (2022). Antibacterial Activity of a New Strain of *Streptomyces maritimus* MSQ21 against *Ralstonia solanacearum*. *Pakistan Journal of Biological Sciences*, 25(7), 642-653.

Zamora, E. H., García, I. M., y González, R. G. (2017). Usos Industriales del Chile (*Capsicum* sp.). [tecnocultura.org:
http://tecnocultura.org/index.php/Tecnocultura/article/download/86/87](http://tecnocultura.org:tecnocultura.org/index.php/Tecnocultura/article/download/86/87)

Zhang, S., White, T., Martínez, M., McInroy, J., Kloepper, J., y Klassen, W. (2010). Evaluation of plant growth-promoting rhizobacteria for control of *Phytophthora* blight on squash under greenhouse conditions. *Biological Control*, 53, 129-135.

Zhang, L., Liu, Z., Wang, Y., Zhang, J., Wan, S., Huang, Y., Tianyan; X., J., Wang, W. (2022). Biocontrol Potential of Endophytic *Streptomyces malaysiensis* 8ZJF-21 From Medicinal Plant Against Banana *Fusarium* Wilt Caused by *Fusarium oxysporum* f. sp. *cubense* Tropical Race 4. *Frontiers in Plant Science*, 3.

Zheng, X., Wang, J., Chen, Z., Zhang, H., Wang, Z., Zhu, Y., y Liu, B. (2019). A *Streptomyces* sp. strain: Isolation, identification, and potential as a biocontrol agent against soilborne diseases of tomato plants. *Biological Control*, 136(104004).

Zhong, J., Wen Sui, W., Yi Bai, X., Lan Qiu, Z., Gang Li, X., y Zi Zhu, J. (2023). Characterization and biocontrol mechanism of *Streptomyces olivoreticuli* as a potential biocontrol agent against *Rhizoctonia solani*. *Pesticide Biochemistry and Physiology*, 197(105681).

Zhou, D., Jing, T., Chen, Y., Yun, T., Qi, D., Zang, X., Zhang, M., Wei, Y., Li, K., Zhao, Y., Wang, W., Xie, J. (2022). Biocontrol potential of a newly isolated *Streptomyces* sp. HSL-9B from mangrove forest on postharvest anthracnose of mango fruit caused by *Colletotrichum gloeosporioides*. *Food Control*, 135.

Zohra, F. D., Al-Dhabi, N., Arasu, M., Belyagoubi, L., Kherbouche, F., Eddine Abdelouanhid, D., y Ravindran, B. (2022). Isolation and characterisation of *Streptomyces* sp. Strain GLD25 with antimicrobial and antioxidant effects from Gueldaman cave (GLD1), Akbou-Algeria. *Journal of King Saud University – Science*, 34(101719).