

**UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN CRISTÓBAL
DE HUAMANGA**

FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS

ESCUELA PROFESIONAL DE AGRONOMÍA



**Identificación y control in vitro del agente causal de la
pudrición de flores del rosal (*Rosa sp.*) Ocobamba - Chincheros**

**TESIS PARA OBTENER EL TÍTULO PROFESIONAL DE:
INGENIERO AGRÓNOMO**

**PRESENTADO POR:
José Luis Allcca Gutiérrez**

Ayacucho – Perú

2021

UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN CRISTÓBAL DE HUAMANGA
FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS
ESCUELA PROFESIONAL DE AGRONOMÍA

TESIS

**Identificación y control in vitro del agente causal de la pudrición de flores
del Rosal (*Rosa sp.*) Ocobamba - Chincheros**

Expedito : 19 de abril de 2021
Sustentado : 25 de agosto de 2021
Calificación : Muy Bueno
Jurados :



Ph.D. NERY LUZ SANTILLANA VILLANUEVA
Presidente



Dr. ANTONIO JERI CHÁVEZ
Miembro



M.Sc. ALEJANDRO CAMASCA VARGAS
Miembro



Ing. GUILLERMO CARRASCO AQUINO
Asesor

*A Dios por iluminar mi camino hacia
el cumplimiento de este proyecto.*

*A mis abuelos Paulina, Mariano, Joaquín y
Saturnina, por su apoyo, amor, consejos,
paciencia y ese impulso que me brindan día a
día para cumplir mis metas.*

*A mis padres Vilma, Edgar, a mis tíos
Maribel, Rosana, Yeni, Ricardo, Neria, José
y a mis queridos amigos que me brindaron su
apoyo durante mis estudios.*

AGRADECIMIENTOS

A la Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga alma mater de Ayacucho, a la Facultad de Ciencias Agrarias, y en especial a la Escuela Profesional de Agronomía en la que me formé.

A los docentes de la Escuela Profesional de Agronomía, quienes asistieron en la orientación académica y personal.

Al Ing. Guillermo Carrasco Aquino, por su asesoramiento, por impartir sus conocimientos y orientaciones en la realización y culminación del mismo.

Al Ing. Fernando Barrantes del Águila trabajo por su guía y participación en la conducción del presente trabajo de investigación.

A mis amigos Elmer, Albert por haber compartido y colaborado sus experiencias durante la realización del proyecto.

A cada una de las personas que de alguna manera me brindaron un apoyo incondicional en la conducción de la presente investigación.

ÍNDICE GENERAL

	Pág.
Dedicatoria.....	ii
Agradecimiento.....	iii
Índice general.....	iv
Índice de tablas	vii
Índice de figuras.....	viii
Índice de anexos.....	ix
Resumen.....	1
Introducción	2

CAPÍTULO I

MARCO TEÓRICO	4
1.1. Antecedentes	4
1.2. Generalidades del rosal (<i>Rosa sp.</i>).....	5
1.2.1. Origen y distribución	5
1.2.2. Taxonomía	5
1.2.3. Descripción botánica.....	5
1.2.4. Fenología de rosal (<i>Rosa sp.</i>).....	6
1.2.5. Clasificación de las rosas	7
1.2.6. Requerimientos agroecológicos	7
1.2.7. Manejo de la planta	9
1.2.8. Principales plagas.....	11
1.2.9. Principales enfermedades.....	11
1.3. Métodos para el control de enfermedades en plantas	13
1.3.1. Control químico	13
1.3.2. Control biológico	13
1.4. Condiciones edafoclimáticas del distrito de Ocobamba- Chincheros.....	21

CAPÍTULO II

METODOLOGÍA	23
2.1. Ubicación del experimento	23
2.1.1. Ubicación del distrito de Ocobamba.....	23
2.1.2. Ubicación del laboratorio de Fitopatología - E.P. de Agronomía-UNSCH.....	23

2.2.	Materiales, equipos e insumos	24
2.2.1.	Materiales.....	24
2.2.2.	Equipos.....	24
2.2.3.	Insumos	25
2.3.	Problemas específicos	25
2.4.	Planteamiento del experimento	25
2.4.1.	Tipo de investigación	25
2.4.2.	Factores de estudio experimental.....	26
2.4.3.	Descripción de los tratamientos	26
2.4.4.	Diseño experimental	27
2.4.5.	Duración del experimento	27
2.5.	Instalación y conducción del experimento.....	27
2.5.1.	Fase I: Fase de campo	27
2.5.2.	Fase II: Fase de laboratorio.....	29
2.6.	Análisis estadístico.....	35
2.7.	Parámetros de evaluación.....	36

CAPÍTULO III

RESULTADOS Y DISCUSIÓN	37	
3.1.	Porcentaje de la incidencia y descripción de síntomas causadas por el agente causal la pudrición de flores de rosal (<i>Rosa sp.</i>).....	37
3.1.1.	Incidencia.....	37
3.1.2.	Sintomatología	38
3.2.	Identificación del agente causal de la pudrición de flores de rosal (<i>Rosa sp.</i>) ...	38
3.2.1.	Caracterización morfológica y biométrica de <i>Botrytis cinerea sp.</i>	38
3.2.2.	Identificación	40
3.2.3.	Prueba de patogenicidad	43
3.3.	Evaluación de la eficacia de los productos utilizados en el control in vitro de <i>Botrytis cinerea</i>	43
3.3.1.	Efectividad de controladores químicos	44
3.3.2.	Efectividad de los biopreparados	45
3.3.3.	Efectividad de controladores biológicos	46
3.3.4.	Efectividad de todos los tratamientos utilizados.....	48

CONCLUSIONES	51
RECOMENDACIONES	52
REFERENCIA BIBLIOGRÁFICA	53
ANEXOS.....	57

ÍNDICE DE TABLAS

	Pág.
Tabla 1.1. Taxonomía de la rosa	5
Tabla 1.2. Principales plagas de la rosa	11
Tabla 1.3. Principales enfermedades de la rosa	12
Tabla 1.4. Taxonomía de <i>Trichoderma viridae</i>	14
Tabla 1.5. Taxonomía de <i>Trichoderma harzianum</i>	15
Tabla 1.6. Taxonomía de la ruda	17
Tabla 1.7. Taxonomía de la Itaña	19
Tabla 1.8. Taxonomía del molle	20
Tabla 2.1. Descripción de los tratamientos	27
Tabla 2.2. Incidencia de la pudrición de flores	28
Tabla 2.3. Prueba de medio envenenado	33
Tabla 2.4. Prueba de enfrentamiento	34
Tabla 3.1. Porcentaje de incidencia de la pudrición de flores de rosa	37
Tabla 3.2. Resultados de ID molecular de las muestras	43
Tabla 3.3. Porcentaje de inhibición de los tratamientos	44
Tabla 3.4. Análisis de varianza del porcentaje de inhibición de los controladores químicos.....	44
Tabla 3.5. Prueba de significación estadística de Duncan de los controladores químicos.....	45
Tabla 3.6. Análisis de Varianza del porcentaje de inhibición de los biopreparados.....	45
Tabla 3.7. Prueba de significación estadística de Duncan de evaluación de biopreparados.....	46
Tabla 3.8. Análisis de varianza del porcentaje de inhibición por controladores biológicos.....	47
Tabla 3.9. Prueba de significación estadística de Duncan de evaluación de controladores biológicos	47
Tabla 3.10. Análisis de varianza del porcentaje de inhibición de los tratamientos del control <i>in vitro</i>	48
Tabla 3.11. Prueba de significación estadística de Duncan de los tratamientos evaluados	49

ÍNDICE DE FIGURAS

	Pág.
Figura 2.1. Croquis de la parcela del cultivo de rosal en el distrito de Ocobamba....	28
Figura 2.2. Recolección de flores de rosas con síntomas o signos de pudrición	29
Figura 2.3. Cámara húmeda y resultado de muestra a los 7 días	30
Figura 2.4. Identificación, caracterización de las estructuras	31
Figura 2.5. Inoculación de patógeno	32
Figura 2.6. Trazo de líneas para la evaluación del crecimiento micelial	34
Figura 2.7. Trazo de líneas para evaluación del crecimiento micelial en prueba de enfrentamiento	35
Figura 3.1. Pudrición de flores de rosa en Ocobamba, Chincheros	38
Figura 3.2. A la izquierda <i>Botrytis cinerea</i> a los 4 días y a la derecha a los 10 días	38
Figura 3.3. Hifas de <i>Botrytis cinerea</i>	39
Figura 3.4. Conidióforos de <i>Botrytis cinerea</i>	39
Figura 3.5. Conidios de <i>Botrytis cinerea</i>	40
Figura 3.6. Esclerocios de <i>Botrytis cinérea</i> A) en medio de cultivo, B) Bajo estereoscopio a 40X de aumento	40
Figura 3.7. Aislamiento del patógeno de la pudrición de flores de rosa en Ocobamba	41
Figura 3.8. Corrida electroforética de producto amplificado de <i>Botrytis cinérea</i> “C”	41
Figura 3.9. Validación de la secuencia de las bandas amplificadas correspondientes	42
Figura 3.10. Síntomas y signos de las rosas inoculadas con <i>Botrytis cinerea</i>	43
Figura 3.11. Promedio del crecimiento micelial de <i>Botrytis cinerea</i> y el porcentaje de inhibición del crecimiento micelial de los diferentes tratamientos.....	50

ÍNDICE DE ANEXOS

	Pág.
Anexo 1. Mapa de ubicación política del distrito de Ocobamba.....	58
Anexo 2. Mapa de ubicación del laboratorio de Fitopatología – Agronomía – UNSCH.....	59
Anexo 3. Campo de cultivo de rosas en Ocobamba, Chincheros.....	60
Anexo 4. Síntomas de pudrición de flores de rosa <i>in situ</i>	61
Anexo 5. Selección de muestras obtenidas en campo para poder ser puestas en cámaras húmedas en el laboratorio de fitopatología.....	62
Anexo 6. Signos del patógeno después de incubar en cámara húmeda.....	63
Anexo 7. Evolución de la pudrición de flores de color rojo mediante la prueba de patogenicidad.....	64
Anexo 8. Evolución de la pudrición de flores de color rosado mediante la prueba de patogenicidad.....	65
Anexo 9. Evolución de la pudrición de flores de color blanco mediante la prueba de patogenicidad.....	66
Anexo 10. Evolución de la pudrición de flores de color melón mediante la prueba de patogenicidad.....	67
Anexo 11. Evolución de la pudrición de flores de color amarillo mediante la prueba de patogenicidad.....	68
Anexo 12. Evolución del crecimiento del patógeno.....	69
Anexo 13. Evolución de la prueba de enfrentamiento con <i>Trichoderma harzianum</i> ..	70
Anexo 14. Evolución de la prueba de enfrentamiento con <i>Trichoderma viridae</i>	71
Anexo 15. Evolución de medio envenenado con Serenade.....	72
Anexo 16. Evolución de medio envenenado con Scala.....	73
Anexo 17. Evolución de medio envenenado con bio preparado de ruda.....	74
Anexo 18. Evolución de medio envenenado con bio preparado de molle.....	75
Anexo 19. Evolución de medio envenenado con bio preparado de itaña.....	76
Anexo 20. Evolución de medio envenenado con STRONSIL.....	77
Anexo 21. Evolución de medio envenenado con bio preparado de Protexin.....	78
Anexo 22. Ficha técnica de PROTEXIN.....	79
Anexo 23. Ficha técnica de STRONSIL.....	80
Anexo 24. Ficha técnica de SERENADE.....	81

RESUMEN

El presente trabajo de investigación se realizó en el distrito de Ocobamba, Provincia de Chincheros en la región Apurímac, así como, en el laboratorio de Fitopatología de la Escuela Profesional de Agronomía de la Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga con el objetivo de identificar y controlar in vitro el agente causal de la pudrición de flores del rosal (*Rosa sp.*). En la primera etapa se realizó muestreos en campo para recolectar flores afectadas y analizar su porcentaje de incidencia, las muestras se dispusieron en bolsas de polietileno codificadas para ser transportadas de manera segura al laboratorio para su análisis. En la segunda etapa se procedió a aislar, caracterizar, identificar y controlar in vitro el agente causal de la pudrición, utilizando medios PDA, estufas a 20 °C +- 2°C; microscopio eléctrico, pruebas moleculares, y para el control se realizó 23 tratamientos con 3 repeticiones cada una a través de un DCR, además para conocer cuál es el mejor tratamiento se utilizó la prueba de contraste de Duncan. Los resultados determinaron que el patógeno responsable de la pudrición de flores de rosa en el distrito de Ocobamba es *Botrytis cinerea*, patógeno que incide en más del 80%. Del mismo modo se logró determinar las características que posee, como: micelio algodonoso de color gris con abundante presencia de esporas, hifas cilíndricas cenocíticas y ramificadas. Además, los productos como el fungicida Scala (T1, T2, Y T3) obtuvo 100% de inhibición, el producto biológico Serenade (T19, T20 Y T21) obtuvo 100% de inhibición, el biopreparado de Itaña (T17 Y T18) obtuvo 100% de inhibición y Ruda (T15) obtuvo 93.73% de inhibición demostrando así que son los mejores inhibiendo el crecimiento in vitro de *Botrytis cinerea*.

Palabras clave: Identificación, control in vitro, patógeno, rosa.

INTRODUCCIÓN

Según Carmen Balarín de Ibérico, presidenta de la asociación peruana de arquitectura del paisaje, el Perú posee gracias a sus variados climas y pisos altitudinales potencial para la actividad de la floricultura; así como más de seis mil hectáreas de superficie que se pueden destinar al cultivo de flores, de las cuales solo es utilizada un 45%. Los espacios disponibles deberían ser aprovechadas con el objetivo principal de producir flores de exportación con la finalidad de mejorar las condiciones de vida de los peruanos dedicados a esta actividad (Rojas, 2017).

Estados Unidos es el destino principal de las flores peruanas, pues representa el 65% del total de exportaciones, en segundo lugar, se ubica Los Países Bajos con 24%, y en porcentajes menores se encuentran Italia, Chile, Canadá y entre otros. Sin embargo, los problemas y carencias en la producción y comercialización continúan siendo una gran desventaja para los exportadores peruanos. A pesar de ello, los floricultores continúan desarrollándose, y están encaminados a consolidar una ventaja competitiva gracias al uso de nuevas tecnologías de información y comunicación (Venegas & Álvarez, 2014).

Las principales flores que exporta el Perú son las flores wax, ilusión, rosas, anigozanthos y la hortensia, sus exportaciones ascendieron a más de ocho millones de dólares en el 2019 de acuerdo a cifras de la sociedad de comercio exterior del Perú. Del mismo modo, el Perú importa flores como la rosa, crisantemos, claveles, lirios, flores frescas y las orquídeas, en el año 2019 se ha importado flores de rosa ascendiente a 1 .5 millones de dólares; siendo nuestro mayor proveedor el Ecuador (Padilla, 2020).

Los pobladores del distrito de Ocobamba, provincia de Chincheros; en especial los del barrio 1° de mayo, en los últimos años se encaminaron en la producción de rosas como nueva alternativa económica; flores se comercializan en las ciudades de Andahuaylas, Ayacucho, Abancay y Lima. La siembra de rosas viene generando buenos ingresos a

los floricultores; pero se ve amenazada por la enfermedad de la pudrición de flores, pues genera pérdida de calidad en las flores y por ende la disminución de sus ingresos. Por tal motivo, se decidió efectuar la investigación bajo los objetivos siguientes:

Objetivo general

Identificar y controlar el agente causal de la pudrición de flores del rosal (*Rosa sp.*).

Objetivos específicos

1. Determinar el agente causal de la pudrición de flores de rosal (*Rosa sp.*).
2. Caracterizar cultural, biométrica y molecularmente el agente causal.
3. Determinar in vitro la eficacia de fungicidas y biocontroladores

CAPÍTULO I

MARCO TEÓRICO

1.1. ANTECEDENTES

Túqueres (2016) en su tesis sobre “Respuesta del cultivo de rosa (*Rosa sp*) a la aplicación de *Trichoderma* (*Trichoderma harzianum*) para el manejo de *Botrytis* (*Botrytis cinerea*) Pers.Fr.” Utilizó el diseño completamente al azar (DCA), donde se evaluaron tres cepas comerciales de *Trichoderma harzianum* además de un testigo, cada una con tres repeticiones de los cuales se obtuvieron doce unidades experimentales. Encontrando que el T4 obtuvo un 68.56% de infección de *Botrytis cinerea*, a comparación del T1 que obtuvo solo un 72.6%. En tanto a la evaluación de la severidad de la infección en condiciones de campo y post cosecha el estudio reveló que no presentan diferencia estadística.

Quinche (2009) en su tesis “Control de *Botrytis* (*Botrytis cinerea*) y Mildiu Velloso (*Peronospora sparsa*) en el cultivo de rosa (*Rosa sp* variedad Forever Young) mediante el uso de *Trichoderma harzianum rifai*” tuvo el objetivo de valorar los efectos de *Trichoderma harzianum* en la creación de protección o de resistencia en la rosa; realizó la evaluación de tres productos comerciales que contenían *Trichoderma harzianum* y *Trichoderma lignorum*, así como un análisis económico. Para procesar los datos obtenidos se utilizó el diseño de bloques completos al azar. En la investigación se obtuvo que Trifokun tuvo un 8.519% de infección siendo así el menor valor de infección causada por *Peronospora sparsa*, en cambio, en relación a la incidencia de *Botrytis* se reportó una menor infección (0.0378%) utilizando el producto Trikofun. Reporto también que el T2D2, corresponde al tratamiento donde se utilizó el producto Trikofun a una dosis de 1.0 ml/lt, es el mejor tratamiento ya que posee una TRM de 2479, 54%.

1.2. GENERALIDADES DEL ROSAL (*Rosa sp.*)

1.2.1. Origen y distribución

No se sabe con certeza sobre la historia de la rosa, pero existen indicios de su existencia en China, en África y en Estados Unidos hace 30 millones de años. La rosa posee aproximadamente 200 especies botánicas nativas en el hemisferio norte, en sus principios las rosas cultivadas eran de floración estival, posteriormente se realizaron trabajos de selección y mejoramiento obteniendo se así la “rosa de Té”. Esta especie mejorada rosa fue importada hacia el occidente en el año 1793 para que sirviera como base de creación de nuevos híbridos (InfoAgro, 2009).

1.2.2. Taxonomía

Según Cronquist (1981), la clasificación taxonómica del rosal se encuentra dentro del siguiente grupo botánico:

Tabla 1.1. Taxonomía de la rosa

Descripción	
Reino	Plantae
División	Angiosperma
Clase	Magnoliópsida
Sub clase	Rosidae
Super Orden	Rosanae
Orden	Rosales
Familia	Rosaceae
Sub Familia	Rosoideas
Tribu	Roseae
Género	Rosa L.
Especie	<i>Rosa sp.</i>

1.2.3. Descripción botánica

a) Raíz

La rosa cuenta con una raíz pivotante de forma natural, pero las rosas cultivadas ya no cuentan con estas. El sistema radicular puede crecer aproximadamente hasta un metro o de profundidad. Para lograr un adecuado desarrollo de las raíces de las rosas es de vital importancia realizar trabajos de preparación del suelo, lo cual asegura el desarrollo de la planta. (Heussler, 1991).

b) Tallo

El tallo del rosal (*Rosa sp.*) es leñoso de forma sencilla. Se desarrolla a partir de una yema lateral, produciendo hojas por sus lados y flores en la punta, las cuales forman frutos en estado natural. Se realizan cortes por temporada para permitir la regeneración durante todo su periodo vegetativo (Heussler, 1991).

c) Hojas y yemas

La rosa posee una hoja de tipo compuestas e imparipinadas que se caracteriza por ser de un color verde oscuro, las cuales pueden ser trifoliadas, pentafoliadas o heptafoliadas. Son de forma ovalada de contorno dentado y en casos especiales estipuladas (Bofelli, 1991).

d) Flores

Cuenta con una flor pentámera abierta hermafrodita con pétalos de diversos colores, dispuestas en los ápices del tallo, pueden estar solos o agrupados en ramilletes (Fainsten, 1997).

e) Fruto

Son pequeñas bayas que se encuentran envueltos y reducidos en el receptáculo (Bofelli, 1991).

1.2.4. Fenología de rosal (*Rosa sp.*)

La fenología es descrita por Hood (2001) y Cáceres (2003) citado en Rodríguez & Flores (2006) mencionan que la planta de la rosa desarrolla tallos florales desde una yema axilar constantemente y a diferentes tiempos los cuales poseen diferencias tanto en calidad y cantidad, posee también yemas ubicadas en las hojas superiores las cuales son generativas y yemas inferiores que son vegetativas.

El ciclo floral se desarrolla en dos fases una vegetativa (inducción del brote y desarrollo del tallo floral) y una reproductiva esta última es la fase donde se da la inducción floral y el cambio de color de los tallos y hojas; todo este proceso se realiza aproximadamente durante 10 u 11 semanas.

1.2.5. Clasificación de las rosas

De acuerdo con Infoagro (2016) existen principalmente tres grupos:

a) Especies silvestres

Se consideran rosas silvestres a aquellas que crecen de forma espontánea en la naturaleza, estas son la ascendencia de un gran número de especies comerciales. Dentro de este grupo se encuentra la “Rosa banksiae”, “Rosa canina”, “Rosa centifolia”, “Rosa eglanteria”, “Rosa gallica”, “Rosa rugosa”, “Rosa virginiana” y la “Rosa multiflora” (párr. 7).

b) Rosales antiguos

En este grupo se encuentran aquellas rosas que fueron creadas antes del año 1867, poseen la característica de ser especies robustas y resistentes a plagas y enfermedades. Se clasifican en dos grupos grandes, el primer grupo corresponde a las rosas trepadoras como la “Ayrshire”, “Boursault”, “Trepador de Té”, “Noisette” y “Sempervirems”. El segundo grupo están conformados por las rosas no trepadoras como la “Alba”, “Borbonianos”, “Boursault de China”, “Damascenos”, “Gallica”, “Híbridos Perpetuos”, “Mosquetas”, “Portland”, “Centifolia”, “Eglanteria” y de “Té” (párr. 8).

c) Rosales modernos

En este grupo se encuentran todas aquellas rosas posteriores al año 1867, actualmente cuentan con mucha popularidad en la población y al igual que el grupo anterior este se clasifica en tres grupos, el primero son aquellos Híbridos de Té como las “Floribundas”, “Glandifloras”, “Polyanthas”, “Miniatura”, “Minifloras”; el segundo y tercer grupo son las “Trepadoras” y “Arbustivas” (párr. 9)

1.2.6. Requerimientos agroecológicos

De acuerdo a Infoagro (2009) los requerimientos agroecológicos son los siguientes:

a) Temperatura

Para la mayoría de los cultivos de rosa, las temperaturas óptimas de crecimiento son de 17°C a 25°C, con una mínima de 15°C durante la noche y una máxima de 28°C durante el día. Puede mantener valores ligeramente inferiores o superiores a estas temperaturas, pero durante un corto periodo de tiempo, sin que se produzcan daños en la producción.

b) Iluminación

El cultivo de rosa para su crecimiento y desarrollo a lo largo del año sigue una curva total de luz y con relación a esta “en los meses de verano, cuando hay mucha luz y larga duración del día, la producción de flores es más alta que durante los meses de invierno” (párr.17 y 18)

c) Humedad relativa

La mejor humedad para la rosa se encuentra entre 60% y 80%, mayores a este valor la planta transpirara mucho y puede afectar al desarrollo normal de ésta, así como, se pueden producir abortos florales y aumento de incidencia de enfermedades. Por otro lado, cuando la humedad relativa es menor las plantas aumentan su transpiración, aumentando la necesidad de riego y generando problemas de mal cuaje (Gamboa, 1989).

d) Ventilación y enriquecimiento con CO₂

La planta requiere buena ventilación más aún durante las temporadas más cálidas del año y para estaciones frías se recomienda elevar hasta 1000 ppm la disponibilidad de CO₂. Se debe tener en cuenta la disponibilidad de CO₂ ya que es un factor importante para el desarrollo de las rosas, ya que pueden afectar la realización de la fotosíntesis (Infoagro, 2009).

e) Suelo

Las rosas requieren de un suelo drenado y aireado con un pH aproximado de 6. Suelos que cuenten con los nutrientes necesarios con bajos niveles de calcio y de salinidad (menores a 0.15%) aseguran el éxito del cultivo, de lo contrario se tendrá problemas de clorosis; se recomienda realizar la desinfección y fertilización del suelo antes de realizar la siembra (ABCAGRO. 2009).

f) Trazado de camas

Es necesario preparar camas de 16m de largo con un aproximado entre 75 a 80 cm de ancho con una altura de 40 cm y con un distanciamiento entre camas de 60 cm. Todas estas acciones nos permiten el adecuado manejo del cultivo y contar con un sustrato con buena humedad y aireación (EQR EQUATOROSES C.A. 2010).

g) Plantación

Antes de realizar la plantación es necesario seleccionar material vegetal limpias de plagas y enfermedades, realizar una desinfección con Benzimidazol y saber cuántas plantas se va a necesitar. Si es posible realizar injertos la mejor opción actualmente son los patrones Manetti, estas tienen buena afinidad con la mayoría de especies de alta producción (Fanstein, 1997).

Para la plantación se utiliza el método de plantación en 2 hileras, con un distanciamiento de 35 cm entre hilera y 25 entre plantas, contando con 12 a 14 plantas/m²; esta práctica permite una conducción adecuada, con menores esfuerzos e inversiones. A la hora de realizar el plantado, se debe contar con un suelo previamente humedecido (riego de 100L de agua/m²) para agilizar el proceso de trasplante; se debe tener cuidado en dejar el punto de injerto a 5 cm sobre el suelo (Infoagro. 2009).

h) Nutrición

Para lograr éxito en la producción de rosas la nutrición es un punto importante, es necesario cubrir las necesidades primarias durante sus primeros días después de plantada hasta que broten sus yemas y el botón floral, estadio donde la absorción radicular de nutrientes es bajo; ya cuando la planta está desarrollada la planta realiza en su totalidad la absorción a través de sus raíces y destinando una parte a su reconstrucción de reservas disminuida durante su desarrollo (Fanstein, 1997).

i) Fertiirrigación

Para una buena fertilización es importante conocer el pH y conductividad del suelo y el agua, de igual forma de la situación de la planta a través de análisis foliares. Dependiendo de los resultados se debe tomar decisiones sobre el tipo de fertilizante a utilizar (Infoagro, 2009).

1.2.7. Manejo de la planta

Cada lugar posee sus propias características, definidas por sus condiciones socio-edafoclimáticas las que hacen que el manejo de los cultivos tenga de adaptarse a su realidad (Heussler, 1991).

a) Formación de la planta

Tiene como fin el formar brotes basales vigorosos y ramificados, el cuál servirá para el desarrollo de tallos productivos de flores (Heussler,1991).

b) Corte de la flor

El corte debe realizarse entre la tercera y quinta hoja de los foliolos, buscando así dejar yemas que puedan formar nuevos tallos. Se debe evitar dejar tocones por encima de las yemas para evitar ataques de hongos patógenos como *Botrytis* (Heussler 1991).

c) Pinch

Es una práctica que busca uniformizar la temporada de brotamiento de las yemas, para lo cual se realiza el corte de botones florales y así obtener nuevas flores en temporadas de alta demanda (Heussler, 1991).

d) Poda

Actividad donde se realiza el corte de los tallos del armazón para lograr la recuperación del cultivo, es recomendable realizar pruebas en campo a fin de conocer la altura óptima para lograr buena respuesta del cultivo. Existe la opción de efectuar un descanso del cultivo realizando el descabezado contrario a realizar una poda drástica (Heussler, 1991)

e) Manejo pos cosecha

La poscosecha de rosas está condicionada por el tiempo de vida en maceta y su calidad. Los puntos a tener en cuenta son:

- Realizar el corte en horas con menor temperatura cuando las plantas estén bien hidratadas.
- Inmediatamente después del corte se deben de colocar en agua en un lugar con sombra.
- Realizar la clasificación de acuerdo a la calibración.
- Luego de clasificarlas y empaquetarlas debe de pasar al cuarto de frío a una temperatura recomendada de 2°C.
- Es deseable mantener las flores en temperaturas bajas hasta llegar al consumidor y durante el proceso de sala evitar que las flores estén sin hidratación por mucho tiempo (Heussler, 1991).

1.2.8. Principales plagas

Las plagas que más afectan a la rosa son:

Tabla 1.2. Principales plagas de la rosa

Nombre Vulgar	Nombre científico	Principales daños/síntomas	Control biológico y químico.
Pulgón	<i>Macrosiphun rosae</i>	Los vástagos jóvenes o las yemas florales, muestran manchas descoloridas hundidas en los pétalos posteriores.	<p>Biológico: Parásitos, depredadores (<i>Chrysoperta sp</i>) y hongos pueden ser usados.</p> <p>Químicos: pueden emplearse para su control los piretroides, Karate 0.2cc/l, Mavrik AQ 0.3 cc/l.</p>
Arañita roja	<i>Tetranychus sp.</i>	Punteado o manchas finas blanco amarillentas en las hojas, posteriormente aparecen telarañas en el envés y finalmente se produce la caída de hojas.	<p>Químico: son muchos los productos químicos que se pueden utilizar en el control de este ácaro. Hay que tener en cuenta que los mayores ataques se producen en épocas de calor y baja humedad.</p>
Trips	<i>Frankiniella occidentalis</i>	Deformaciones en las flores que además muestran manchas generalmente de color blanco debido a daños en el tejido por la alimentación.	<p>Biologico: colocación de algunos hongos <i>Entomophthorathri pidium</i>, <i>Verticillium lecanil</i>.</p> <p>Quimico: Thiodan 1cc/l, Vertimec 0.25 cc/l.</p>
Nemátodos	<i>Meloidogynes spp.</i>	Atacan la raíz del rosal donde pueden observarse abultamientos. Provoca raquitismo, clorosis.	<p>Desinfección del suelo.</p> <p>Introducción de las raíces en un nematicida.</p>

Nota: Tomado de “Plagas que afectan al cultivo de la rosa (*Rosa sp.*)”, por Sánchez (2011) citando a López (1981), “Evaluación de tres abonos orgánicos en diferentes dosis de aplicación en el rendimiento del cultivo de rosa (*rosa sp.*) var. *Freedom*”, p. 24. Copyright 2019.

1.2.9. Principales enfermedades

Las enfermedades más comunes que sufre el rosal son:

Tabla 1.3. Principales enfermedades de la rosa

Nombre Vulgar	Nombre Científico	Principales daños/síntomas.	Control biológico y químico.
Oidio	<i>Spaerotheca pannosa</i>	Sobre el haz de las hojas se presenta manchas con la apariencia de ampollas un tanto levantadas de tonalidad rojiza, luego surgen los micelios como ceniza blanquecina. Se presenta en tallos, hojas, pedúnculos, cálices y pétalos. La infección está generalmente limitada a los ápices jóvenes en crecimiento. Provoca la caída prematura de hojas.	Cultural: eliminación de brotes infectados y protección rápida de los brotes nuevos, la recolección y destrucción de hojas caídas alrededor de las plantas. Química: Melatox 2.5 cc/l, Nimrod 0.5 a 1 cc/l.
Mildiu Velloso	<i>Peronospora sparsa</i>	Las yemas quedan sin brotar, apareciendo una lesión parda o negra que se extiende por el tallo. En la flor se presentan moteados rojo púrpura manchas de color café, los pétalos se pudren. Se presentan las hojas y otras partes verdes de la planta en forma de pústulas pólvoras que desarrollan aecioporas se limita al envés de la hoja.	Cultural: en invernadero disminución de la humedad por ventilación y aireación. Químico: Aviso DF 1 a 2.5 g/l; Curzate M9 2 a 2.5 g/l; Kocide 1010 de 1.5 a 2.5 g/l; Dithane M45 1 a 2 g/l.
Botrytis	<i>Botryti cinerea</i>	Las yemas quedan sin brotar, apareciendo una lesión parda o negra que se extiende por el tallo. En la flor se presentan moteados rojo púrpura manchas de color café, los pétalos se pudren. Se presentan las hojas y otras partes verdes de la planta en forma de pústulas pólvoras que desarrollan aecioporas se limita al envés de la hoja.	Cultural: todos los botones, flores y tallos infectados deben ser cortados y destruidos tan pronto como aparezca. Químico: Prominet 1cc/l; Provide 1cc/l.
Roya	<i>Pharagmidium mu cronatum</i>	En el haz de las hojas se desarrollan manchas negras de 2 a 12 mm de diámetro circulares e irregulares. El tejido de la periferia de la hoja se vuelve amarillo y clorótico.	Cultural: remoción de las hojas infectadas y viejas, ya que ayudan a reducir la fuente de inóculo. Químico: Tilt 0.6 cc/l.
Mancha negra	<i>Diplocarpon rosae</i>	En el haz de las hojas se desarrollan manchas negras de 2 a 12 mm de diámetro circulares e irregulares. El tejido de la periferia de la hoja se vuelve amarillo y clorótico.	Las hojas no deben presentar humedades altas por más de 7 a 12 horas. La remoción de las hojas del suelo y la poda de tallos que estén infectadas reducirá la enfermedad.

Nota: Tomado de “Enfermedades que afectan al cultivo de la rosa (*Rosa sp.*)”, por Sánchez (2011) citando a Kenneth (1998), “Evaluación de tres abonos orgánicos en diferentes dosis de aplicación en el rendimiento del cultivo de rosa (*rosa sp.*) var. *Freedom*”, p. 25. Copyright 2019.

1.3. MÉTODOS PARA EL CONTROL DE ENFERMEDADES EN PLANTAS

1.3.1. Control químico

El termino fungicida proviene del latín “*fungus*”: hongo y “*caedo*”: matar, haciendo referencia a toda sustancia que puede controlar o destruir a los hongos. Los fungicidas son productos químicos que son usados como medida de prevención y en casos de infección avanzada la erradicación enfermedades que son producidas por los hongos fitopatógenos (Ochoa, 2004).

Podemos dividir la acción de los fungicidas en una fúngica y otra fungistática, la primera genera la destrucción del patógeno a comparación de la segunda que solo inhibe temporalmente el desarrollo del hongo. Hoy en día podemos encontrar una amplia variedad de fungicidas adaptados a las exigencias requeridas (Ochoa, 2004).

Clasificación según sus usos

a) Contacto

Son fungicidas que crean barreras protectoras en la planta, inhibiendo los procesos metabólicos primordiales de los fitopatógenos como: producción de energía, respiración y desacoplan su fosforilación oxidativa (Patiño et al., 2001).

b) Sistémicos

Fungicidas que interrumpen el desarrollo del agente causante de la enfermedad, después de iniciada la infección. El accionar es de tipo sistémica porque la sustancia química es traslocada hacia toda la planta (Patiño et al., 2001).

1.3.2. Control biológico

Este método de control es descrito como la limitación del crecimiento y desarrollo del inóculo de los patógenos que se encuentran en estado activo o inactivo por la acción de otro organismo. Esta puede ocurrir de forma natural o mediante la manipulación del medio donde se encuentra el patógeno o el controlador (Duarte et al., 1996).

Los agentes del control biológico pueden actuar como antagonista del fitopatógeno, reduciendo su actividad y disminuyendo la cantidad de su inóculo; por otro lado, también puede funcionar como un tejido de forma primaria del hospedante, creando así una barrera de resistencia para disminuir la virulencia del patógeno. Las interacciones

hospedante-patógeno están influenciadas por el ambiente ya que puede determinar la funcionalidad del control biológico (Duarte et al., 1996).

Organismos biocontroladores

Los saprófitos, organismos con alta capacidad de adaptación y de gran competencia por nutrientes frente a otros, son mayormente utilizados como antagonistas. *Trichoderma sp.* es una especie que posee buenas características para controlar a hongos causantes de enfermedades en las plantas (Elías et al, 1984).

Así mismo, Castellanos (2008), mencionó que el controlador *Bacillus subtilis*, es un organismo con gran capacidad de controlar las enfermedades en plantas.

a) Serenade

Es un biofungicida eficaz que posee varios mecanismos de acción para controlar enfermedades, disminuyendo los riesgos de generar resistencia (Bayer, 2018).

b) *Trichoderma viridae*

Es considerado buen antagonista por su desarrollo rápido, habilidad de adaptarse a condiciones extremas, aprovechamiento de nutrientes y su capacidad de transformar rizosfera (Intagri, s.f.)

Según Agrios (2007) la clasificación taxonómica de *Trichoderma viridae* es:

Tabla 1.4. Taxonomía de *Trichoderma viridae*.

Descripción	
Reino	Mycetae (fungi)
División	Eumycota
Sub división	Deuteromycotina
Clase	Hyphomycetes
Orden	Hyphales (moniliales)
Familia	Moniliaceae
Género	Trichoderma
Especie	<i>Trichoderma viridae</i> .

c) *Trichoderma harzianum*

Es un antagonista que no permite el desarrollo de los hongos fitopatógenos actuando como competidor en el uso de nutrientes, hiperparásito o un antibiótico del patógeno (IICA, 2015)

Según Agrios (2007) la clasificación taxonómica de *Trichoderma harzianum* es:

Tabla 1.5. Taxonomía de *Trichoderma harzianum*.

Descripción	
Reino	Mycetae (fungi)
División	Eumycota
Sub división	Deuteromycotina
Clase	Hyphomycetes
Orden	Hyphales (moniliales)
Familia	Moniliaceae
Género	Trichoderma
Especie	<i>Trichoderma harzianum</i> .

d) **Biopreparados**

Son sustancias y mezclas de origen vegetal, animal o mineral presentes en la naturaleza que tienen propiedades nutritivas para las plantas o repelentes y atrayentes de insectos para la prevención y control de plagas y/o enfermedades” (IPES/FAO, 2010, pág. 24).

De acuerdo a IPES/FAO (2010) Los biopreparados pueden clasificarse en:

De acuerdo con su forma de acción pueden ser “bioestimulantes”, “biofertilizantes”, “biofunguicidas” y “bioinsecticidas o biorepelente” (pág. 27).

Y de acuerdo a la forma de preparación:

- **Extractos:** se preparan extrayendo mediante prensado líquido de los restos vegetales previamente cortado, humectado y empastado. Una vez conseguido la extracción del líquido es necesario conservarlo en un frasco de preferencia de color negro para luego ser utilizado en una dilución (p. 33).
- **Infusión:** “Se preparan de la misma forma que un té de hierbas, las partes tiernas de las plantas como flores y hojas se dejan reposar durante 24 hs para extraer sus sustancias activas” (p. 33).

- **Decocción:** “Se preparan haciendo hervir, no más de 30 minutos, las partes duras de las plantas como las hojas coriáceas, la corteza de árboles, las raíces, semillas, cáscaras, etc. para extraer sus sustancias activas” (p. 35)
- **Purín:** se logra preparar utilizando estiércol o restos vegetales estiércoles o restos vegetales siendo posible añadir compuestos minerales. El primer paso es remojar entre cuatro o siete días los insumos escogidos para lograr su fermentación hasta que forme una espuma y cuando esta baje del purín significa que ya está lista para ser utilizada. Este biopreparados es rico en enzimas, aminoácidos, microorganismos y entre otras sustancias (p. 37).
- **Macerado:** Se preparan a base de plantas (frescas o secas) o insectos para lo cual deben ser colocadas en agua a más durante tres días. Es necesario cuidar que no lleguen hasta la fase de fermentación en caso de ser preparadas con plantas, por otro lado, los macerados a base de insectos si debe ser fermentados para que esta actúe como un cultivo que contenga enfermedades o parásito las cuales deben ser aplicadas al mismo insecto (p. 39).
- **Caldo:** consiste en diluir “compuestos o elementos minerales, de manera de hacerlos solubles y aprovechables por las plantas. En su mayor parte poseen propiedades para actuar en el manejo de enfermedades transmitidas por hongos. El más conocido es el Caldo Bordalés” (p. 41).

Para esta investigación se utilizó biofungicidas macerados de plantas endémicas en la zona, como:

La Ruda (*Ruta graveolens*)

Procede del Mediterráneo Oriental y de Asia menor. Gracias a su adaptabilidad ha sido cultivada en diferentes zonas alrededor del mundo. En nuestro continente podemos encontrarlas en la zona norte en países como Canadá, Estados Unidos y México, mientras que en el sur en países como Bolivia, Brasil, Colombia, Ecuador, Perú y Chile (MGB, 2009).

Descripción y características

- **Forma:** “la ruda es una planta resistente, perenne y arbustiva que mide desde 50 hasta 100 cm de altura. Esta provista de una raíz leñosa, fasciculada y de tallos cilíndricos, erguidos, que engrosan año tras año, de estructura leñosa en la base y

con ramas superiores herbáceas” (Endara et al., 2009, como se citó en Maita y Guerra, 2015).

- **Las hojas:** “son alternas, de color verde azulado, bi o tri pinnadas, los segmentos laterales son alargados y el terminal ovalado. Están provistas de glándulas que despiden un olor fuerte, en ocasiones desagradable, pero característico de la especie” (Alvares, 2009 y James, 2009 citados en Maita y Guerra, 2015).
- **Flores:** poseen un color característico amarillo, pueden llegar a tener un diámetro de 8 a 10 mm y están dispuestas en forma de ramilletes terminales. Posee 5 5 pétalos y 5 sépalos, en la parte central y en las partes exteriores poseen 4 pétalos y 4 sépalos los cuales son cóncavos y dentados (Alvares, 2009 y James, 2009, como se citó en Maita y Guerra, 2015).
- **Fruto:** es una cápsula redondeada que contiene semillas de color negro con forma arriñonada (Álvarez, 2009 citado en Maita y Guerra, 2015).

Clasificación botánica

La Ruda pertenece a la Familia de las Rutáceas que comprende 161 géneros y más de 1600 especies cosmopolitas que van desde pequeñas “matas” hasta arbustos y árboles. El género *Ruta* incluye siete especies de arbustos aromáticos. Esta familia agrupa gran cantidad de plantas útiles en medicina, puesto que son ricas en aceites esenciales, alcaloides, glucósidos (Pernichi, 1998 y Torres, 2009 citados en Maita y Guerra, 2015).

Según Cronquist (1981) la clasificación taxonómica de la ruda es la siguiente:

Tabla 1.6. Taxonomía de la ruda

Descripción	
División	Magnoliophyta
Clase	Magnolipsida
Sub clase	Rosidae
Orden	Sapindales
Familia	Rutacea
Especie	<i>Ruta graveolens.</i>

Cruz (2007) menciona que la composición química de la ruda es la siguiente:

- Aceite esencial: metilnonilcetona, cineol, pineno, limonemo.

- Furanocumarinas: psoraleno, bergapteno, xantotoxina.
- Heterósidos: rutina, rhamnósido, cianidina.
- Alcaloides: arborinina, rutamina, graveolina, furoquinolina.
- Tanino (pág. 108).

La Itaña (*Urtica urens*)

Es el nombre quechua que recibe la ortiga (*Urtica dioica* o *Urtica urens*) perteneciente a la familia de las Urticáceas, plantas que logran desarrollarse en regiones templadas y tropicales (Porcuna, 2010).

Descripción y características

Rodríguez (2015) describe lo siguiente:

- Forma: la itaña es un arbusto perenne de 1,5 m de altura aproximadamente, posee pelos urticantes las cuales están llenas de unas sustancias irritantes, como el ácido fórmico, que al tocar la piel causan escozor, picazón y ronchas.
- Raíz: posee una raíz pivotante que contiene altas concentraciones de taninos.
- Tallo: es fibrosa y ahuecada en medio de los nudos, son de color rojizo o amarillento.
- Hojas: posee hojas de forma ovalada, de textura áspera con bordes aserradas y de hasta. Su color característico es el verde oscuro, al igual que los tallos poseen pelos astringentes.
- Flores: la itaña posee flores unisexuales de color verde-amarillo. Son de forma de panícula pendular, que contienen racimos de aproximadamente 10 cm. Poseen flores femeninas y masculinas están ubicadas en inflorescencias cortas y racimosas que florecen a partir del mes de julio.
- Frutos: “son aquenios (cápsulas) y secos”.

Clasificación botánica

Según Cronquist (1981) la itaña posee la siguiente posición taxonómica:

Tabla 1.7. Taxonomía de la Itaña

Descripción	
División	Magnoliophyta
Clase	Magnoliópsida
Sub clase	Hamamelidae
Orden	Urticales
Familia	Urticaceae
Género	Urtica
Especie	<i>Urtica urens L.</i>

Composición química

Según Rodríguez (2015):

- Las hojas de una planta fresca poseen “clorofila a y b”, “carotenoides (beta-caroteno)”, “flavonoides”, “sales minerales (hierro, calcio, sílice, azufre, potasio, manganeso)”, “ácidos orgánicos (caféico, clorogénico, gálico, fórmico, acético)”, “provitamina A”, “mucílagos”, “escopoletósido” y “sitosterol” (pág. 03).
- En los tricomas (pelos urticantes) contiene “acetilcolina”, “histamina” y “serotonina” (pág. 03).
- En las raíces contiene “taninos”, “fitoesteroles”, “ceramidas”, “fenilpropanos”, “lignananas”, “polifenoles”, “monoterpendioles”, “aglutinina”, “polisacáridos” y “escopoletósido” (pág. 04).
- En las semillas contiene “mucílagos”, “proteínas”, “aceite: ácido linoléico” y “tocoferoles” (pág. 04).

El Molle (*Schinus molle L.*)

Es una planta que tiene como nombre científico *Schinus molle Linneo*, llamado como “molle”, “aguaribay” o “gualaguay” es una especie originaria de América del sur, se encuentra en Perú principalmente, es una planta que pertenece a la familia de las Anacardiáceas” (Cabrera et al., 1965). “Naturalizada en países tropicales y subtropicales y representada en Sudamérica, África y Malasia. Unos pocos géneros son nativos de Norteamérica templada y Eurasia” (Heywood, 1993).

Esta especie se encuentra distribuido a lo largo de Ecuador, Paraguay, Perú, Brasil, Chile, Uruguay y Argentina en altitudes de hasta 3 600 m.s.m.n.

Descripción y características del molle

- Forma: “Árbol perennifolio de 4 m a 8 m (hasta 15 m) de altura, con un diámetro a la altura del pecho de 25 cm a 35 cm” (Morales, 2009 citado en Cárdenas, 2014)
- Copa: “Copa redondeada y abierta, proporcionando sombra moderada. Hojas compuestas, alternas de 15 cm a 30 cm de largo, colgantes, con savia lechosa; imparipinnadas de 15 a 41 folíolos, generalmente apareados de 0.85 cm a 5 cm” (Morales, 2009 citado en Cárdenas, 2014).
- Flores: “Panículas axilares en las hojas terminales de 10 cm a 15 cm de largo, flores muy pequeñas y numerosas, de color amarillento, miden 6 mm transversalmente” (Morales, 2009 citado en Cárdenas, 2014).
- Frutos: “Drupas en racimos colgantes, cada fruto de 4 mm a 7 mm de diámetro, rosados o rojizos, con exocarpo coriáceo, lustroso, seco en la madurez, mesocarpo delgado y resinoso” (Morales, 2009 citado en Cárdenas, 2014).
- Semillas: “Las semillas poseen un embrión bien diferenciado que llena toda la cavidad; la testa y el endospermo son delgados, el mesocarpo forma parte de la unidad de dispersión” (Morales, 2009 citado en Cárdenas, 2014).

Clasificación botánica

La clasificación botánica del molle (Cronquist, 1988). y es el siguiente:

Tabla 1.8. Taxonomía del molle

Descripción	
División	Magnoliophyta
Clase	Magnoliópsida
Sub clase	Rosidae
Orden	Sapindales
Familia	Anacardiaceae
Género	Schinus
Especie	<i>Schinus molle</i> L.

Composición química

- En su corteza: “presenta una importante cantidad de extraíbles químicos: taninos, oleorresinas, ácido linoleico y lignocérico” (Alnicosa, s.f.)
- En sus hojas: “presentan taninos, flavonoides libres y combinados, carbohidratos, saponinas, ácido linoleico, lignocérico; además de triterpenos y glicósidos. Las

hojas se utilizan para el teñido de las lanas, proporcionando un tinte amarillo” (Alnicosa, s.f.)

- En sus semillas: “contienen ácido linoleico. El aceite extraído de las semillas presenta actividad fungotóxica y puede ser efectiva como fungicida natural. Se ha comprobado que la variación estacional afecta la concentración de los aceites en la semilla” (Alnicosa, s.f.)
- En sus frutos y semillas: “presentan además vanos aceites esenciales: mirceno, felandreno, limoneno y cadinol, los que pueden extraerse fácilmente por arrastre de vapor de agua” (Alnicosa, s.f.).

1.4. CONDICIONES EDAFOCLIMÁTICAS DEL DISTRITO DE OCOBAMBA-CHINCHEROS

Según Gutierrez (2018) las condiciones edafoclimáticas del distrito de Ocobamba son las siguientes:

- Temperatura: “entre los meses de enero a abril en verano pueden alcanzar 25°C en el día y 3°C en la noche, en la estación de invierno la temperatura diurna alcanza a 15°, y en las noches más frías de – 2C° a 0°C, dependiendo de la altitud” (pág. 24).
- Humedad: aproximadamente posee un 80% de HR durante los meses de enero a marzo pudiendo generar garúas. Mientras que entre los meses de mayo y julio disminuye hasta el 50% generando granizadas y en las partes más altas la nevada.
- Precipitación: las precipitaciones son muy variables e irregulares con un valor promedio de 845 mm. Estas permiten a los pobladores de las partes medias realizar la agricultura de secano.
- Nubosidad: “de enero a mayo el distrito presenta una espesa neblina que la cubre casi por completo siendo difícil la visibilidad para los conductores puesto la neblina es muy espesa, pero suele disiparse al transcurrir del día” (pág. 24).
- Viento: “los vientos huracanados se presentan durante los meses de agosto y septiembre para luego pasar a una temporada corta de pequeño verano durante los meses de octubre, noviembre y parte de diciembre” (pág. 24).
- Presión atmosférica: “es baja y constante debido a la altitud. Estas variaciones además de influir en los factores de riesgo a determinadas enfermedades, generan también problemas en la población, debido a que ocasiona inaccesibilidad” (pág. 24).

- Topografía y relieve: el terreno presenta topografía irregular, muy variada que corresponde a Vertiente de montaña alta muy empinada, se encuentran constituidas por aquellas tierras formadas por la acumulación de materiales aluviales y fluvio – coluvio – aluviales, con la presencia de quebradas que le otorgan la forma alargada con pendiente moderada a pronunciada y se forman hacia el fondo de las quebradas (pág. 25).
- Suelos: presentan características de suelo superficialmente y textura media que varía desde arcilloso, franco y arenoso, siendo predominante en los terrenos agrícolas el tipo franco arenoso.

Dentro de las características físicas taxonómicas los suelos del ámbito corresponden al tipo inceptisol que se caracterizan por ser “suelos con características poco definidas”, “no presentan intemperización extrema”, “suelos de bajas temperaturas, pero de igual manera se desarrollan en climas húmedos (fríos y cálidos)”, “presentan alto contenido de materia orgánica”, “tienen una baja tasa de descomposición de la materia orgánica debida a las bajas temperaturas. Pero en climas cálidos la tasa de descomposición de materia orgánica es mayor”, “pH ácido”, “usualmente presentan permafrost”, “poseen mal drenaje”, “acumulan arcillas amorfas”, “son una etapa juvenil de futuros ultisoles y oxisoles”, “son suelos volcánicos recientes”, “para los trópicos ocupan las laderas más escarpadas desarrollándose en rocas recientemente expuestas”, “predominan en la cordillera de los andes junto a los entisoles y en la parte más alta los ultisoles, por las vegas de los ríos Caquetá, Guaviare, Putumayo y Amazonas” y un “pH y fertilidad variables, dependientes de la zona: alta en zonas aluviales y baja en sedimentos antiguos y lavados sobre los cuales evolucionan el suelo, materia orgánica variable” (pág. 27 y 28).

CAPÍTULO II METODOLOGÍA

2.1. UBICACIÓN DEL EXPERIMENTO

La investigación fue desarrollada en dos fases, la primera fase consistió evaluar rosales en el barrio 1° de mayo del distrito de Ocobamba, provincia de Chincheros, muestrear las rosas que presentaban sintomatología de pudrición, empaquetarlas en bolsas de polietileno para su posterior traslado al laboratorio de Fitopatología de la UNSCH. La segunda fase de la investigación se efectuó en el laboratorio de Fitopatología de la E.P de Agronomía de la Universidad Nacional San Cristóbal de Huamanga, cuyo mapa de ubicación puede ser observada en el anexo 1.

2.1.1. Ubicación del distrito de Ocobamba

a) Ubicación política

Lugar : Barrio 1° de Mayo
Distrito : Ocobamba
Provincia : Chincheros
Región : Apurímac

b) Ubicación geográfica (zona 18L)

Altitud : 3036 m.s.n.m.
Latitud : 13°28'58" S
Longitud : 73°33'42" O

2.1.2. Ubicación del laboratorio de Fitopatología - E.P. de Agronomía-UNSCH

a) Ubicación política

Distrito : Ayacucho
Provincia : Huamanga
Región : Ayacucho

b) Ubicación geográfica (zona 18L)

Latitud : 13°8'44"S
Longitud : 74°13'15" O
Altitud : 2790 m.s.n.m.

2.2. MATERIALES, EQUIPOS E INSUMOS

2.2.1. Materiales

- Tijera de podar
- Cuchilla
- Papel toalla
- Bolsas de polietileno
- Caja de Tecnopor
- Plumón marcador
- Sacabocado
- Porta objetos
- Cubre objetos
- Cuaderno de campo
- Placas de Petri
- Mecheros
- Vaso precipitado
- Matraz de Erlenmeyer
- Envases herméticos
- Pipetas
- Asa recta

2.2.2. Equipos

- Microscopio eléctrico
- Microscopio óptico
- Estereoscopio
- Incubadora
- Autoclave
- Cámara de flujo laminar
- GPS

2.2.3. Insumos

- Alcohol
- Hipoclorito al 0.5% y al 1%
- Lactofenol
- Agua estéril
- Fungicidas
- Controladores biológicos
- Biopreparados
- Hojas de plantas
- Agar
- Dextrosa
- Papa
- Ampicilina

2.3. PROBLEMAS ESPECÍFICOS

1. ¿Cuál es el fitopatógeno responsable de causar la pudrición de flores de rosal?
2. ¿Cuál es la especie del fitopatógeno causante de la pudrición de flores de rosal?
3. ¿Cuál es la mejor alternativa para el control de la pudrición de flores de rosal?

2.4. PLANTEAMIENTO DEL EXPERIMENTO

2.4.1. Tipo de investigación

El trabajo de investigación se realizó en dos fases y por tal se detalla los niveles de investigación alcanzados en cada una de ellas:

a) Fase de campo

En esta fase el estudio es descriptivo, pues el sujeto no es influenciado por agentes externos y solo se observa y describe su comportamiento.

b) Fase de laboratorio

El estudio es de tipo aplicativa y experimental a causa del manejo de las variables en condiciones controladas con el objetivo de explicar la razón por la que se produce la situación en estudio.

2.4.2. Factores de estudio experimental

En la investigación se evalúan los siguientes factores:

- Nueve Productos (P) para controlar in vitro a la pudrición de flores de rosal (*Rosa sp.*)
- Tres dosis (D) de los diferentes productos para el control in vitro del agente causal de la pudrición de flores.

Factor: productos para control in vitro del agente causal de la pudrición de flores de rosal (*Rosa sp.*)

- P1: Scala (Funguicida)
- P2: Stronsil (Funguicida)
- P3: Protexin (Funguicida)
- P4: *Trichoderma viridae* (controlador biológico)
- P5: *Trichoderma harzianum* (controlador biológico)
- P6: *Bacillus subtilis* (controlador biológico)
- P7: biopreparado macerado (ruda)
- P8: biopreparado macerado (itaña)
- P9: biopreparado macerado (molle)

Factor: dosis de los diferentes productos a utilizar por volumen de agar

- Dosis para P1, P2, P3, P6: Se utilizó tres dosis recomendadas.
- Dosis para P7, P8, P9: Se utilizó tres dosis de la siguiente manera:
 - D1= 25% v/v
 - D2=50% v/v
 - D3= 75% v/v

2.4.3. Descripción de los tratamientos

En esta investigación se prepararon 23 tratamientos, que se obtuvieron al evaluar tres productos o controladores químicos, tres productos o controladores biológicos y tres biopreparados, los cuales se utilizaron en tres dosis diferentes a excepción de P4 y P5, con la finalidad de encontrar un producto y una dosis que pueda controlar in vitro al patógeno de la pudrición de flores del rosal. En la tabla 2.1. se explican los tratamientos.

Tabla 2.1. Descripción de los tratamientos

Tratamiento	Productos para el control (P)	Dosis (D) por cada 100ml de agar
T1	SCALA	0.1 ml
T2	SCALA	0.075 ml
T3	SCALA	0.125ml
T4	STRONSIL	0.05ml
T5	STRONSIL	0.06ml
T6	STRONSIL	0.07ml
T7	PROTEXIN	0.1ml
T8	PROTEXIN	0.15ml
T9	PROTEXIN	0.2ml
T10	PURIN MOLLE	25% V/V
T11	PURIN MOLLE	50% V/V
T12	PURIN MOLLE	75% V/V
T13	PURIN RUDA	25% V/V
T14	PURIN RUDA	50% V/V
T15	PURIN RUDA	75% V/V
T16	PURIN ITAÑA	52% V/V
T17	PURIN ITAÑA	50% V/V
T18	PURIN ITAÑA	75% V/V
T19	<i>Bacillus subtilis</i>	0.50ml
T20	<i>Bacillus subtilis</i>	0.75ml
T21	<i>Bacillus subtilis</i>	1.00ml
T22	<i>Trichoderma viridae</i>	VR
T23	<i>Trichoderma harzianum</i>	VR

2.4.4. Diseño experimental

El trabajo se diseñó bajo el Diseño Completo Randomizado (DCR), que contó con 23 tratamientos y 03 repeticiones del cual se obtuvo 69 unidades experimentales.

2.4.5. Duración del experimento

La investigación realizada se ejecutó durante octubre del 2018 hasta abril del 2019 haciendo un total de 07 meses (210 días).

2.5. Instalación y conducción del experimento

2.5.1. Fase I: Fase de campo

- **Determinación del porcentaje de incidencia de la pudrición de flores de rosal (*Rosa sp.*)**

La evaluación se realizó en el predio del Señor Víctor Contreras, ubicada en el barrio 1° de mayo, distrito de Ocobamba, provincia de Chincheros en la región Apurímac. El área

muestreada tiene una extensión aproximada de 4,200 metros cuadrados. Por lo cual se hizo un conteo general de las plantas de rosal (*Rosa sp.*) afectadas en toda la extensión. En el predio se tiene rosas de diferentes colores, como el color rojo, amarillo, blanco, rosada y melón.

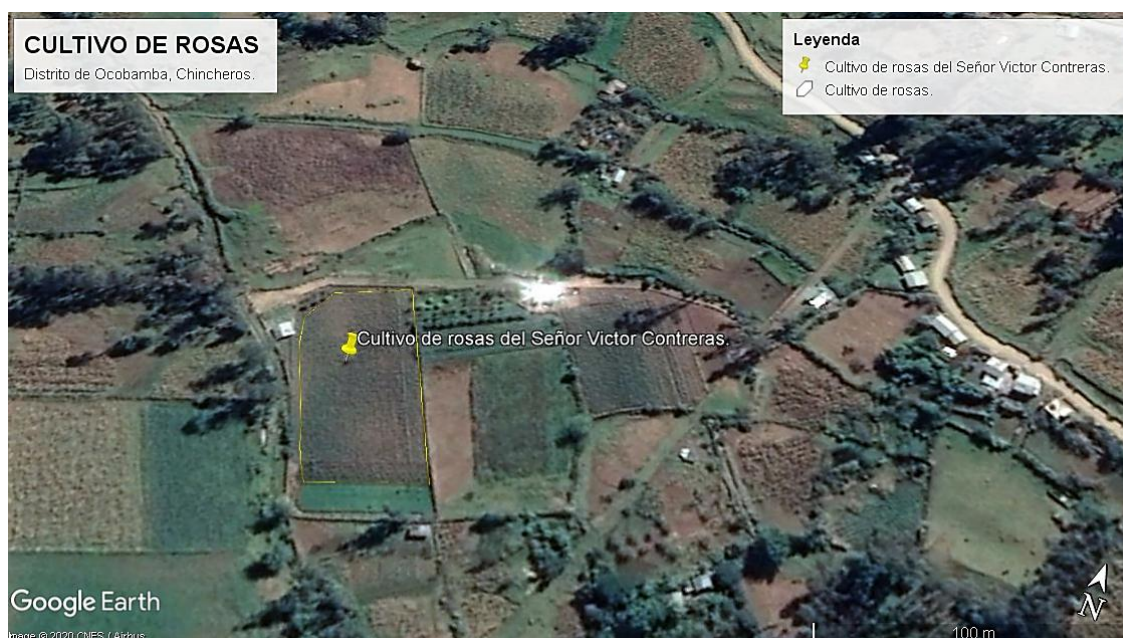


Figura 2.1. Croquis de la parcela del cultivo de rosal en el distrito de Ocobamba

Fuente: Google Earth.

Tabla 2.2. Incidencia de la pudrición de flores

Color de rosa	N° de hileras	N° de rosas por hilera	N° total de plantas de rosas
ROJA	31	440	13.640
AMARILLO	2	440	880
BLANCO	3	440	1320
ROSADA	4	440	1760
MELÓN	3	440	1320

Por lo cual, para determinar en cuanto por ciento el patógeno de la pudrición de flores del rosal incide en la parcela en evaluación, se procedió a enumerar la cantidad de plantas de rosal (*Rosa sp.*) con flores sanas y con flores enfermas que ya tenían síntomas o signos de pudrición diferenciándolas por cada color.

- **Descripción de la sintomatología en campo**

La sintomatología que presentaban las flores de rosa se examinó en el mismo lugar (in situ), por lo cual se observó a detalle las plantas de rosal (*Rosa sp.*) que presentaban síntomas y signos de pudrición de las flores; y fueron registrados en el cuaderno de campo, también, se capturaron en fotografías las cuales se muestran en los anexos 4 y 5.

- **Recolección de muestras**

Se acopiaron flores que presentaban signos y síntomas de pudrición, se cortaron con ayuda de una tijera de podar debidamente desinfectada con hipoclorito al 1.5%, para luego disponerlas en bolsas de polietileno debidamente cerradas y codificadas; de esta manera transportarlas (en cajas de Tecnopor) al laboratorio para su análisis tal como se muestra en la figura 2.2 y en el anexo 3.



Figura 2.2. Recolección de flores de rosas con síntomas o signos de pudrición

2.5.2. Fase II: Fase de laboratorio

- **Preparación de cámara húmeda**

Para la instalación de cámaras húmedas, primero se desinfectaron con hipoclorito al 1.0% las muestras acopiadas, recipientes herméticos y las placas de Petri; y se procedió a enjuagar hasta 3 veces con agua esterilizada las muestras acopiadas. Luego se procedió a colocar papel toalla en la base de los recipientes herméticos y sobre él se colocaron placas de Petri, encima de las placas Petri se colocaron las muestras. Esta actividad se realizó con la finalidad de crear un ambiente favorable para el pronto

crecimiento y desarrollo del hospedante que está implicado en la causa de esta enfermedad. Se registró durante siete días la evolución del hospedante en el microclima creado para su desarrollo, como se muestra en la Figura 2.3.

Después de los siete días de la instalación de las cámaras húmedas, se realizó el aislamiento de las estructuras desarrolladas como los micelios superficiales en placas Petri con PDA.



Figura 2.3. Cámara húmeda y resultado de muestra a los 7 días

- **Preparación de medios de cultivo**

Para la evaluación se utilizó medio PDA (papa dextrosa-agar), el cual se preparó con una formulación de 250 g de papa, 18 g de agar, 18 g de dextrosa o azúcar y media ampilina por cada litro, por ser un medio favorable para el crecimiento de la gran mayoría de hongos fitopatógenos. Para lograr preparar el medio PDA, se tuvo que cocer 250 g de papa en 1 L de agua, separar el líquido de la papa cocida, agregar a la solución obtenida los 18 g de agar y dextrosa para luego ser esterilizadas junto a las placas Petri en autoclave a 121 °C durante 30 min. Y después de ser esterilizados se colocaron en la cámara de flujo laminar para dejarlo enfriar por unos 5 a 10 min, pasado este lapso se procedió a verterlas en placas de Petri para su solidificación.

- **Aislamiento**

Pasado los siete días después de la instalación de las cámaras húmedas, se logró observar la aparición de micelios y esporas del organismo hospedante; por lo que, se

procedió a aislar con ayuda de un estereoscopio y un asa recta para ser colocadas en las placas de Petri que contenían PDA en un ambiente aséptico del laboratorio, después las placas que contenían el micelio y las esporas se colocaron en una incubadora durante cinco días a $20^{\circ}\text{C} \pm 2^{\circ}\text{C}$.

- **Purificación**

Ya desarrolladas las colonias en placas de Petri se procedió a realizar una purificación para contar con muestras libres de agentes contaminantes y lograr su reconocimiento; este procedimiento se realizó hasta tres veces para obtener muestras limpias.

- **Caracterización e identificación**

Para lograr la caracterización del patógena causal de la pudrición de flores de rosal (*Rosa sp.*) se realizó evaluaciones macroscópicas (color, forma y textura de colonia) y microscópicas (medición y descripción de las esporas, hifas, cuerpos fructíferos) como se muestra en la figura 2.4. Contando con la información sobre las características más importantes y suficientes se procedió a identificarlas utilizando el libro de Barnett, HL. Y Hunter, B.B para luego proponer la especie al que corresponde el agente causal de la pudrición. Para confirmar a un cien por ciento nuestra determinación se realizó pruebas moleculares en el la UNALM.

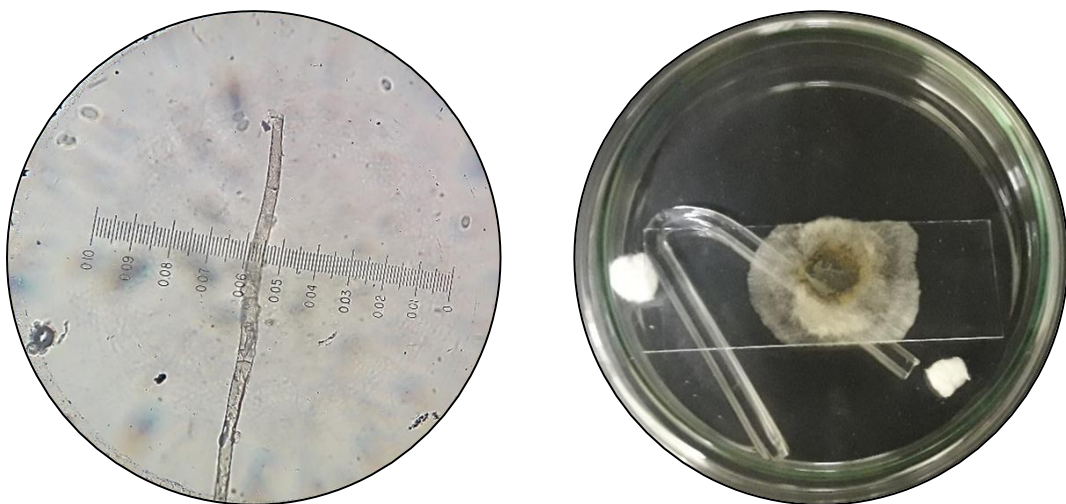


Figura 2.4. Identificación, caracterización de las estructuras

- **Prueba de Patogenicidad**

La ejecución de la prueba de patogenicidad se basó en los postulados de Koch, donde menciona que las colonias previamente identificadas se suspenden en agua esterilizada

en un pulverizador para luego ser inoculadas en flores de rosal (*Rosa sp.*) previamente desinfectadas con hipoclorito de sodio al 1% y se almacenaron bajo condiciones adecuadas del laboratorio tal como se muestran en el anexo 7, 8, 9,10 y 11. Para concretar esta prueba se procedió de la siguiente manera:

- **Inoculación**

En esta etapa se elaboró una solución que contenía una cuarta parte de una placa de Petri que contenía micelios del patógeno con 50 ml de agua estéril, una vez licuado fue aplicado mediante un pulverizador a las flores previamente desinfectadas y fueron puestas a cámaras húmedas con la finalidad de generar un ambiente adecuado para apreciar la evolución de los síntomas que son causados por el patógeno inoculado (Figura 2.5).



Figura 2.5. Inoculación de patógeno

- **Evaluación sintomatológica de las flores de rosal (*Rosa sp.*) y aislamiento del patógeno**

Las flores de rosal (*Rosa sp.*) que fueron inoculadas con el patógeno, se observaron diariamente durante dos semanas, tiempo durante en que el patógeno logro infectar las flores, presentando síntomas idénticos a las observadas en campo. Con el propósito de aseverar que el patógeno responsable de la pudrición de las flores de rosal (*Rosa sp.*) sea el mismo que fue inoculado se procedió a aislar nuevamente a partir de las muestras

que desarrollaron los síntomas hacia una placa de Petri con PDA para después conseguir una colonia limpia y desarrollada a fin de realizar su identificación y posterior comparación.

- **Evaluación de la efectividad de los productos en control in vitro**

La prueba de efectividad de los diferentes productos utilizados se realizó utilizando dos pruebas, la primera fue la prueba del medio envenenado y la segunda fue de enfrentamiento; la segunda fue específico para controladores biológicos excepto de *Bacillus subtilis* ya que cuenta con una presentación líquida por lo cual se realizó bajo la primera prueba. Además, se adicionó un tratamiento de control (testigo) que contenía medio PDA puro, todas ellas a una temperatura de 20 °C ±2°C.

- **Prueba del medio envenenado**

En este ensayo se evaluaron el crecimiento de los micelios a diario con la ayuda de una regla obteniéndose datos en centímetros del patógeno en un medio PDA. Para cada unidad experimental se procedió a preparar medios mezclados con los productos químicos y biopreparados con dosis mencionadas en la tabla 2.3.

Tabla 2.3. Prueba de medio envenenado

Trat.	Productos	Dosis (D)	Und/100 ml agar
T1	SCALA	200ml	0.1ml
T2	SCALA	150ml	0.075ml
T3	SCALA	250ml	0.125ml
T4	STRONSIL	100 gr	0.05gr.
T5	STRONSIL	120gr.	0.06gr.
T6	STRONSIL	140gr.	0.07gr
T7	PROTEXIN	20ml.	0.1ml
T8	PROTEXIN	30ml.	0.15ml
T9	PROTEXIN	40ml.	0.2ml
T10	PURIN MOLLE	25%	25ml.
T11	PURIN MOLLE	50%	50ml
T12	PURIN MOLLE	75%	75ml
T13	PURIN RUDA	25%	25ml
T14	PURIN RUDA	50%	50ml
T15	PURIN RUDA	75%	75ml
T16	PURIN ITAÑA	25%	25ml
T17	PURIN ITAÑA	50%	50ml
T18	PURIN ITAÑA	75%	75ml
T19	<i>Bacillus subtilis</i>	1L	0.5ml.
T20	<i>Bacillus subtilis</i>	1.5 L	0.75ml.
T21	<i>Bacillus subtilis</i>	2 L	1ml.

Ya en el medio envenenado y solidificada en placas, se procedió a trazar una recta vertical y horizontal en la parte posterior de las placas de Petri para posibilitar la medición del crecimiento a partir de los discos de agar, que contenía micelios del patógeno, de un aproximado de 0.5 cm que se sembraron en la parte central de la placa (Figura 2.6) luego fueron incubadas a $20\text{ }^{\circ}\text{C} \pm 2^{\circ}\text{C}$.

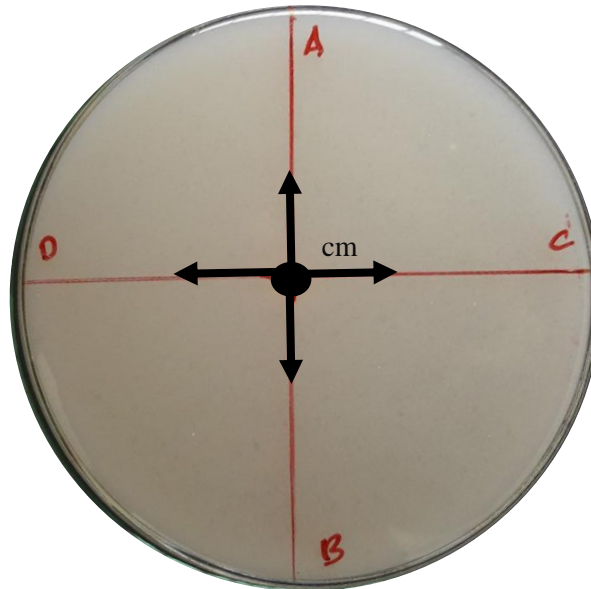


Figura 2.6. Trazo de líneas para la evaluación del crecimiento micelial

- **Prueba de enfrentamiento**

En este estudio se efectuó la evaluación del crecimiento micelial a diario del patógeno causante de la pudrición de flores del rosal cuando este se encuentre en una misma placa junto a *Trichoderma harzianum* o *Trichoderma viridae*. Para esto contamos con medios PDA puros donde se cultivaron un disco del patogeno y al frente de este del antagonista dentro de una placa de Petri.

Para evaluar esta prueba es necesario realizar el trazo de una línea horizontal en el lado posterior de la placa para realizar las mediciones pertinentes (Figura 2.7).

Tabla 2.4. Prueba de enfrentamiento

Trat.	Productos	Dosis (d)	/placa
T22	<i>Trichoderma viridae</i>	VR	0.5 cm
T23	<i>Trichoderma harzianum</i>	VR	0.5 cm

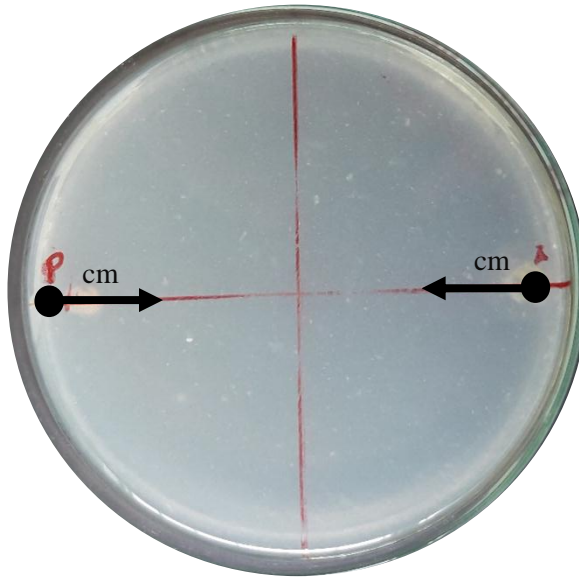


Figura 2.7. Trazo de líneas para evaluación del crecimiento micelial en prueba de enfrentamiento

- **Evaluación del crecimiento micelial del patógeno**

La evaluación se realizó diariamente con ayuda de una regla, éstas finalizaron en cuatro días, tiempo donde la superficie del testigo fue cubierta por el micelio del patógeno.

2.6. PARÁMETROS DE EVALUACIÓN

Fueron las siguientes:

- **Incidencia de la enfermedad**

El estudio se diagnosticó mediante la fórmula de la incidencia o intensidad del patógeno causante de la pudrición de las flores de rosal (*Rosa sp.*) por la fórmula indicada por Barrantes (2007):

$$I = \frac{\text{Número de plantas enfermas}}{\text{Número de plantas observadas}} \times 100$$

Dónde:

I= porcentaje de la intensidad o de la incidencia del daño o enfermedad.

- **Caracterización e identificación**

La caracterización, así como la identificación del patógeno causante de la pudrición de flores de rosa se efectuó evaluando los parámetros siguientes:

- Textura y color de la colonia
- Estructuras microscópicas del patógeno (micelio, hifas, cuerpo fructífero, picnidio y esporas).

- Secuencia de nucleótidos en prueba molecular.

- **Control in vitro**

Para medir la eficiencia de los diferentes productos utilizados en el control in vitro se evaluó el crecimiento diario patógeno en medio PDA puro y medios envenenados para efectuar el cálculo del parámetro de porcentaje de inhibición que fue formulada por Vicent (1947) quien presento una fórmula para el medio envenenado (formula 1) y otra para los tratamientos evaluados bajo la prueba de enfrentamiento (fórmula 2).

Fórmula 1.

$$\% \text{ de inhibición} = \frac{\text{Crecimiento micelial del testigo} - \text{Crecimiento micelial del tratamiento}}{\text{Crecimiento micelial del testigo}} \times 100$$

Fórmula 2.

$$\% \text{ de inhibición} = \frac{\text{Crecimiento micelial del patógeno} - \text{Crecimiento micelial del controlador}}{\text{Crecimiento micelial del patógeno}} \times 100$$

2.7. ANÁLISIS ESTADÍSTICO

El experimento contó con 23 tratamientos y cada una con tres repeticiones las mismas que fueron desarrolladas bajo el Diseño Completamente Randomizado (DCR). La comparación de los resultados se efectuó utilizando el análisis ANVA o ANOVA, a un nivel confianza de 95% y al obtener una alta significación se procedió a realizar la prueba de significación estadística de Duncan ($\alpha=0.05$).

El modelo del experimento fue la de una regresión lineal y se detalla en la siguiente ecuación:

$$Y_{ij} = \mu + \tau_i + \varepsilon_{ij}$$

Dónde:

Y_{ij} : Variable respuesta.

μ : Media general.

T_i : Efecto del tratamiento.

ε_{ij} : Error experimental.

CAPÍTULO III

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

3.1. PORCENTAJE DE LA INCIDENCIA Y DESCRIPCIÓN DE SÍNTOMAS CAUSADAS POR EL AGENTE CAUSAL LA PUDRICIÓN DE FLORES DE ROSAL (*Rosa sp.*)

3.1.1. Incidencia

El porcentaje de plantas de rosal (*Rosa sp.*) con síntomas de pudrición en sus flores diagnosticados en toda el área fueron, como se detalla en la tabla siguiente.

Tabla 3.1. Porcentaje de incidencia de la pudrición de flores de rosa

Color de rosa	N° total de plantas de rosas	N° de plantas con síntomas	% de incidencia
ROJA	13.640	9821	72%
AMARILLO	880	704	80%
BLANCO	1320	1122	85%
ROSADA	1760	1584	90%
MELÓN	1320	1030	78%

Los resultados indican que la enfermedad de la pudrición de flores del rosal (*Rosa sp.*) es más susceptible en las flores de color rosada y blanco; también se observó que las flores de color rojo, melón y amarillo poseen porcentajes menores a los primeros. Por tanto, podemos decir que la incidencia de la pudrición de flores es muy alta, que están ocasionando daños que disminuyen la calidad de flores, debido a que esta zona tiene un clima adecuado para el desarrollo del rosal (*Rosa sp.*), así como del patógeno. De forma similar, Turqueres (2006) en su investigación informó que la incidencia de *Botrytis cinerea* en el T4 es de 68,56% obteniendo un promedio mayor a comparación del T1 que solo obtuvo un 72,60% de las muestras evaluadas en las diferentes fincas; lo que indica que es el rango de severidad de incidencia de *Botrytis cinerea* en los cultivos de rosal.

3.1.2. Sintomatología

Los síntomas de la pudrición de flores del rosal (*Rosa sp.*) que se ha observado en el distrito de Ocobamba, fueron principalmente marchitez de las flores y la presencia de puntos rosados.



Figura 3.1. Pudrición de flores de rosa en Ocobamba, Chincheros

3.2. IDENTIFICACIÓN DEL AGENTE CAUSAL DE LA PUDRICIÓN DE FLORES DE ROSAL (*Rosa sp.*)

3.2.1. Caracterización morfológica y biométrica de *Botrytis cinerea sp.*

- **Colonia**

La colonia de *Botrytis cinerea* logró desarrollarse en medio PDA, ocupando toda la placa Petri en 4 días donde mostró crecimiento de micelio algodonoso color gris que poseían esporas abundantes, pasado los 10 días se formaron los esclerotes.



Figura 3.2. A la izquierda *Botrytis cinerea* a los 4 días y a la derecha a los 10 días

- **Hifas o micelios**

Al microscopio se observó que las hifas eran cilíndricas, cenocíticas y ramificadas; éstas poseen un elevado y variable número de núcleos.

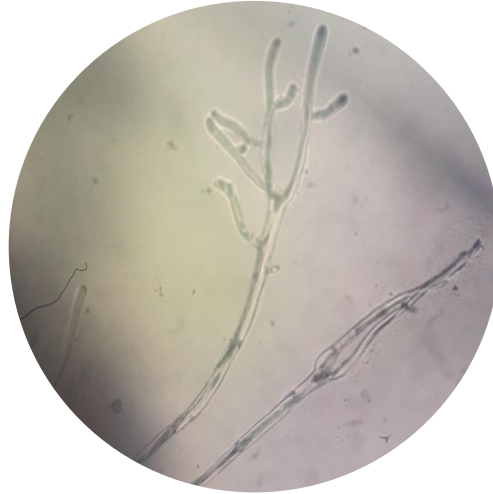


Figura 3.3. Hifas de *Botrytis cinerea*

- **Conidióforo**

Se observó conidióforos en forma de racimo donde se encuentran los conidios de forma exógena.

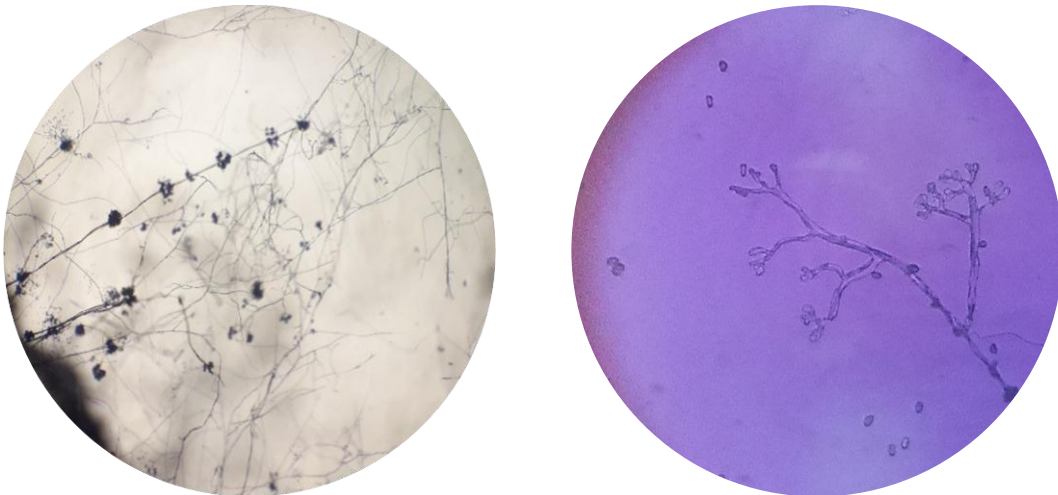


Figura 3.4. Conidióforos de *Botrytis cinerea*

- **Conidios**

Los conidios se observaron en el microscopio, pudiendo notar que son hialinas con forma ovoidal de aproximadamente de 6.2 x 8.0 μm , este tipo de conidios están conformados por blastosporas.

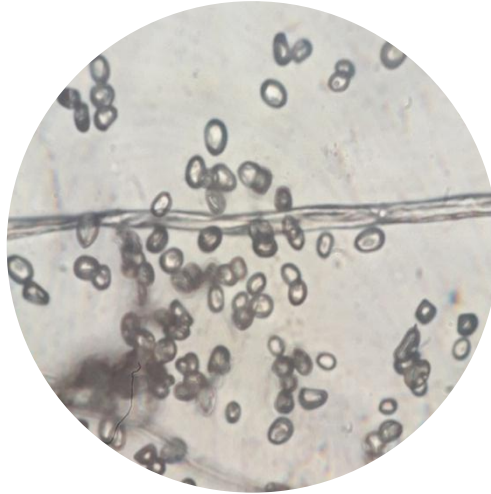


Figura 3.5. Conidios de *Botrytis cinerea*

- **Esclerocios**

Se observó la formación de esclerocios de forma irregular y tamaño variados, con un aproximado de 2.3 mm.

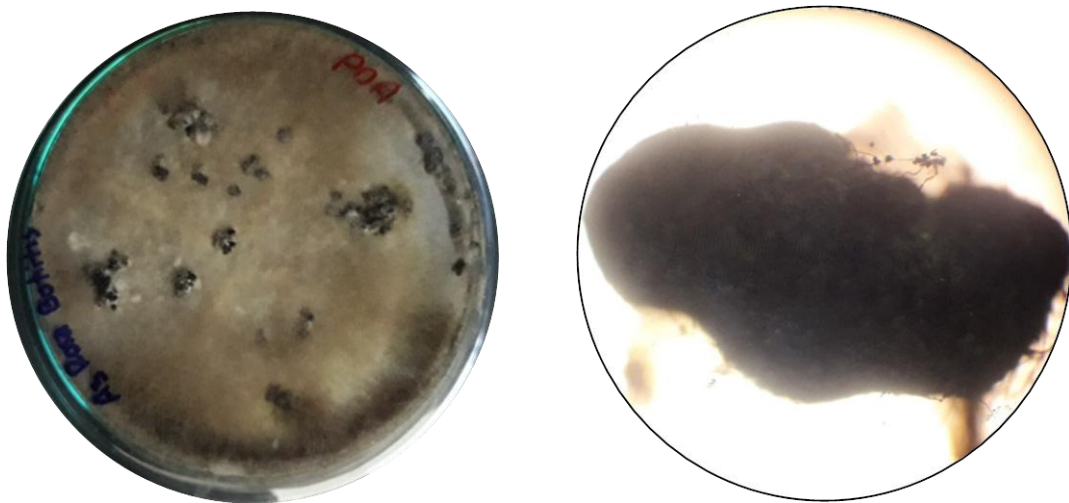


Figura 3.6. Esclerocios de *Botrytis cinérea*

A) en medio de cultivo, B) Bajo estereoscopio a 40X de aumento

3.2.2. Identificación

Al sacar muestra de los patógenos del material recolectado en campo y una vez instalado la cámara húmeda se procedió a aislar el patógeno y a purificarlas para luego contar con 5 placas puras con colonias del patógeno, se pudo observar por características macroscópicas que la colonia en desarrollo pertenecía a *Botrytis cinérea* y para confirmar nuestra respuesta paso por un proceso de identificación molecular.



Figura 3.7. Aislamiento del patógeno de la pudrición de flores de rosa en Ocobamba

Luego de haber purificado e identificado al patógeno de la pudrición de las flores, se supo que pertenecía a *Botrytis cinerea*. Y para asegurar o confirmar que este patógeno era *Botrytis cinerea* se solicitó un análisis molecular al laboratorio de biología molecular de fitopatología de la Universidad Nacional Agraria La Molina, donde se procedió a realizar la extracción del ADN del patógeno con el método del PCR.

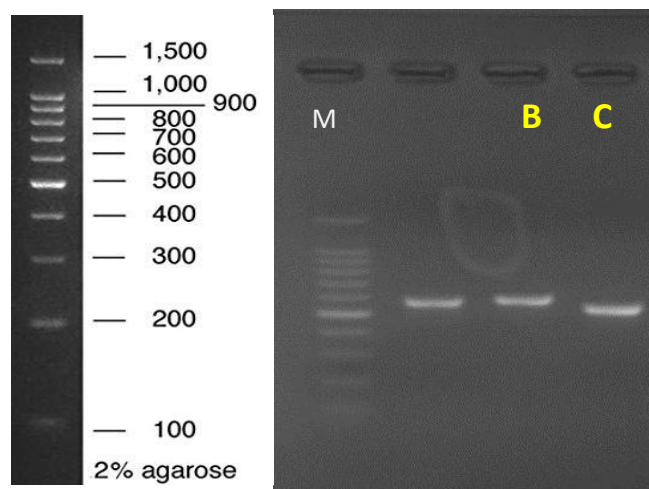


Figura 3.8. Corrida electroforética de producto amplificado de *Botrytis cinerea* “C”

Fuente: Laboratorio de Biología Molecular de Fitopatología de la UNALM

Para ratificar la secuencia de las bandas amplificadas correspondientes a la muestra, se procede a purificar las bandas de 3 aislamientos positivos para cada transposón. Estas bandas son secuenciadas en MacroGen (Corea). Y como resultado del cromatograma se obtuvo lo siguiente mostrado en Figura 3.9.

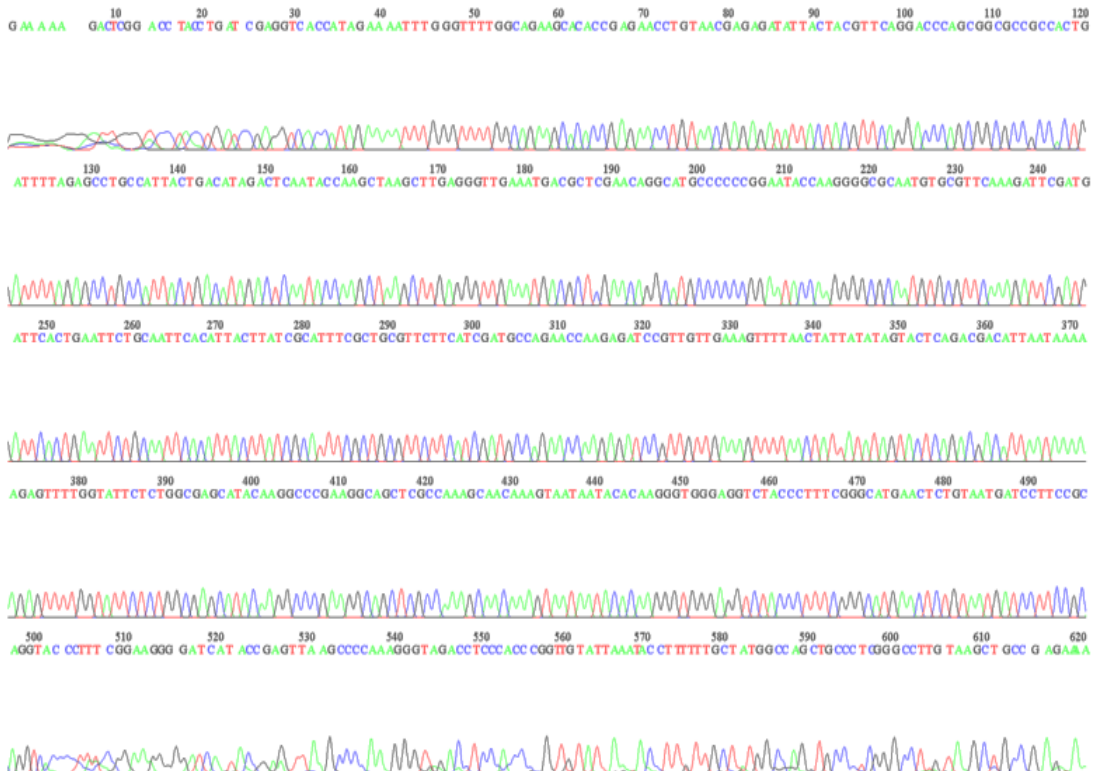
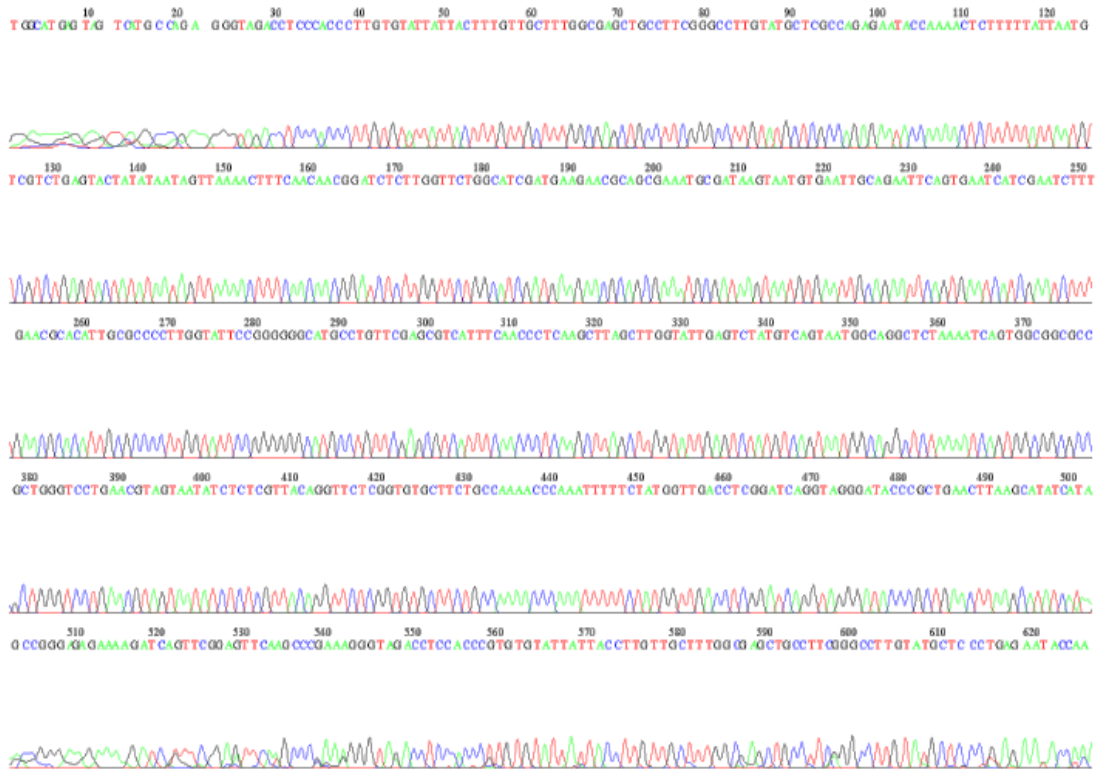


Figura 3.9. Validación de la secuencia de las bandas amplificadas correspondientes

Fuente: laboratorio de biología molecular de fitopatología de la UNALM

El laboratorio después de realizar los procesos mencionados entregó como resultado a 99% de seguridad que el patógeno pertenecía a *Botrytis cinerea*.

Tabla 3.2. Resultados de ID molecular de las muestras

MUESTRA	Especie	Max score	Query cover	% Identidad	ID NCBI
C	<i>Botrytis cinerea</i>	955	99%	100%	MK562062.1

Fuente: Laboratorio de biología molecular de fitopatología de la Universidad Nacional Agraria La Molina

3.2.3. Prueba de patogenicidad

La prueba de patogenicidad del patógeno identificado fue para comprobar y asegurar que el *Botrytis cinerea* es el agente causal con a la pudrición de flores del rosal (*Rosa sp.*).

La especie de *Botrytis cinerea* causó la pudrición de flores de rosal (*Rosa sp.*) aproximadamente en 10 días, obteniéndose puntos rosados o amarillos y necrosis en las flores (Figura 3.10). Síntomas similares observadas y descritas en área cultivada de rosas en el distrito de Ocobamba. El aislamiento obtenido de los micelios que mostraron en esta prueba nos llevó a la conclusión que *Botrytis cinerea* es el agente causal de la pudrición de flores del rosal (*Rosa sp.*).



Figura 3.10. Síntomas y signos de las rosas inoculadas con *Botrytis cinerea*

3.3. EVALUACIÓN DE LA EFICACIA DE LOS PRODUCTOS UTILIZADOS EN EL CONTROL IN VITRO DE *Botrytis cinerea*

La evaluación y conducción de este proceso se dio al término del cuarto día, ya que en la prueba del testigo se logró el crecimiento completo en la misma cantidad de días.

Una vez obtenida los datos el crecimiento se procedió a realizar los cálculos de los % de inhibición del crecimiento de *Botrytis cinerea* de los tratamientos como se muestra en la tabla 3.3.

Tabla 3.3. Porcentaje de inhibición de los tratamientos

Tratamiento	Dosis	Crec. micel. (cm) / 4 días	% de inhibición
T1	0.1	0.00	100.00
T2	0.075	0.00	100.00
T3	0.125	0.00	100.00
T4	0.05	1.33	68.33
T5	0.06	1.31	68.81
T6	0.07	1.15	72.62
T7	0.1	3.98	5.32
T8	0.15	3.87	7.94
T9	0.2	3.31	21.19
T10	25%	4.20	0.00
T11	50%	4.20	0.00
T12	75%	4.20	0.00
T13	25%	0.78	81.27
T14	50%	0.46	89.05
T15	75%	0.26	93.73
T16	25%	0.87	79.29
T17	50%	0.00	100.00
T18	75%	0.00	100.00
T19	0.5	0.00	100.00
T20	0.75	0.00	100.00
T21	1	0.00	100.00
T22	V.R.	4.73	45.14
T23	V.R.	3.80	11.34
Testigo	-	4.20	0.00

3.3.1. Efectividad de controladores químicos

Para realizar el análisis estadístico se utilizó los promedios de los porcentajes de inhibición micelial de las unidades experimentales donde se utilizaron los controladores químicos a través de la prueba del medio envenenado.

Tabla 3.4. Análisis de varianza del porcentaje de inhibición de los controladores químicos

F. Variación	GL	SC	CM	Fc	Pr>Fc
Tratamientos	9	46806.33	5200.70	122.81	<.0001 **
Error	20	1421.00	71.05		
Total	29	48227.33			

C.V. = 15.49

La Tabla 3.4 nos indica que existe alta significación estadística para los diferentes tratamientos de la inhibición del hongo. El coeficiente de variación nos muestra que estamos dentro de datos representativos en la conducción del experimento, por tal, nos permite efectuar la prueba de contraste de Duncan, con el fin de realizar las comparaciones entre los tratamientos referentes a controladores químicos.

Tabla 3.5. Prueba de significación estadística de Duncan de los controladores químicos

Tratamiento	Controlador	Promedio	ALS(D)
T3	SCALA 0.125	100	a
T2	SCALA 0.075	100	a
T1	SCALA 0.1	100	a
T6	ST 0.07	72.62	b
T5	ST 0.06	68.81	b
T4	ST 0.05	68.33	b
T9	PROTEXIN 0.2	21.19	c
T8	PROTEXIN 0.15	7.94	c d
T7	PROTEXIN 0.1	5.32	d
Testigo	-	0	d

La prueba de Duncan ($\alpha=0.05$) en la Tabla 3.5 realizada a los controladores químicos nos muestran que el T3, T2 y T1 son los mejores en inhibir el crecimiento de *Botrytis cinerea* no existiendo una diferencia estadística entre ellos, pero sí del resto de los tratamientos. Podemos mencionar también que los tratamientos T8, T7 Y el testigo poseen los promedios más bajos entre los controladores químicos.

3.3.2. Efectividad de los biopreparados

Para evaluar la efectividad de los biopreparados al igual que el proceso anterior procedimos a realizar el análisis estadístico utilizando los promedios de los porcentajes de inhibición micelial de las unidades experimentales donde se utilizaron diferentes biopreparados en la prueba de medio envenenado.

Tabla 3.6. Análisis de varianza del porcentaje de inhibición de los biopreparados

F. Variación	GL	SC	CM	Fc	Pr>Fc
Tratamientos	9	60253.50	6694.83	687.23	<.0001 **
Error	20	197.42	9.87		
Total	29	60450.92			

C.V. = 5.78

Al observar la Tabla 3.6 podemos indicar que existe una alta significación estadística para los diferentes tratamientos en la inhibición de *Botrytis cinérea*, mencionar también que el coeficiente de variación nos señala que tenemos una alta precisión en la conducción del experimento, por lo que, procedemos a efectuar la prueba de contraste de Duncan, para realizar comparaciones entre tratamientos donde se utilizaron biopreparados.

Tabla 3.7. Prueba de significación estadística de Duncan de evaluación de biopreparados

Tratamiento	Controlador	Promedio	ALS(D)
T17	MACERADO ITAÑA 50%	100	a
T18	MACERADOMOLLE 70%	100	a
T15	MACERADO RUDA 75%	93.73	b
T14	MACERADO RUDA 50%	89.05	b
T13	MACERADO RUDA 25%	81..27	c
T16	MACERADOITAÑA 25%	79.28	c
T10	MACERADO MOLLE 25%	0	d
T11	MACERADO MOLLE 50%	0	d
T12	MACERADO MOLLE 75%	0	d
TESTIGO		0	d

La prueba de Duncan ($\alpha=0.05$) en la Tabla 3.7 realizada sobre los diferentes biopreparados nos indican que los tratamientos T17 y T18 correspondientes a los macerados de Itaña de 50%v/v y 75%v/v respectivamente poseen los mejores promedios en la inhibición del crecimiento de *Botrytis cinérea* y no existe una diferencia estadística entre ellos, pero sí del resto de los tratamientos. También, observamos que el T15 y T14 poseen promedios superiores al resto, pero están por debajo de los T17 y T18, por otro lado, los tratamientos T10, T11, T12 son aquellos que poseen bajos promedios entre todos los productos y dosis utilizadas entre los biopreparados.

3.3.3. Efectividad de controladores biológicos

Continuando con las evaluaciones se procedió a analizar la efectividad de los controladores biológicos del mismo modo que se ha venido evaluando en los procesos anteriores se procede a realizar el análisis estadístico utilizando los promedios de los porcentajes de inhibición micelial de las unidades experimentales donde se utilizaron

diferentes controladores biológicos una de ellas a través del método del medio envenenado y dos por el método de enfrentamiento.

Tabla 3.8. Análisis de varianza del porcentaje de inhibición por controladores biológicos

F. Variación	GL	SC	CM	Fc	Pr>Fc
Tratamientos	5	32959.94	6591.99	185.58	<.0001 **
Error	12	426.24	35.32		
Total	17	33386.18			

C.V. = 10.03

La Tabla 3.8 nos brinda información que nos indica que existe una alta significación estadística para los diferentes tratamientos en la inhibición de *Botrytis cinérea*, así como de que el coeficiente de variación nos muestra un alto valor de precisión en la conducción del experimento, de modo que, procedemos a efectuar la prueba de contraste de Duncan, para realizar comparaciones entre tratamientos correspondientes a controladores biológicos.

Tabla 3.9. Prueba de significación estadística de Duncan de evaluación de controladores biológicos.

Tratamiento	Controlador	Promedio	ALS(D)
T21	<i>Bacillus subtilis</i> 1.0	100	a
T20	<i>Bacillus subtilis</i> 0.75	100	a
T19	<i>Bacillus subtilis</i> 0.5.	93.73	a
T22	<i>Trichoderma viridae</i>	45.14	b
T23	<i>Trichoderma harzianum</i>	11.34	c
TESTIGO		0	d

La prueba de Duncan ($\alpha=0.05$) en la Tabla 3.9 que se realizó sobre los diferentes controladores biológicos denotan que los tratamientos T21, T20 y T19 todas correspondientes a las 3 dosis utilizadas de *Bacillus subtilis* no poseen diferencias estadísticas entre ellos y que son los mejores promedios en la inhibición del crecimiento de *Botrytis cinérea* a comparación del resto de tratamientos. El T22 obtuvo un promedio superior a T23, pero inferior al T19, además, el T23 correspondiente a *Trichoderma harzianum* posee el menor promedio en la inhibición del crecimiento micelial del patógeno en estudio.

3.3.4. Efectividad de todos los tratamientos utilizados

Para esta evaluación se necesitó los promedios de todas las unidades experimentales para contar con datos uniformes de la evaluación sobre el porcentaje de inhibición micelial.

Tabla 3.10. Análisis de varianza del porcentaje de inhibición de los tratamientos del control *in vitro*.

F. Variación	GL	SC	CM	Fc	Pr>Fc
Tratamientos	23	120321.28	5231.36	122.81	<.0001 **
Error	48	2044.67	42.60		
Total	71	122365.94			

C.V. = 10.85

La Tabla 3.10 nos indica que existe alta significación estadística para los diferentes tratamientos de la inhibición del hongo. El coeficiente de variación nos señala que los datos nos señalan una alta precisión en el manejo y desarrollo experimento, por tal, nos permite efectuar la prueba de contraste de Duncan, con el fin de comparar todos los tratamientos utilizados.

Tabla 3.11. Prueba de significación estadística de Duncan de los tratamientos evaluados

Tratamiento	Promedio	ALS(D)
T2	100.0	a
T20	100.0	a
T3	100.0	a
T17	100.0	a
T18	100.0	a
T19	100.0	a
T21	100.0	a
T1	100.0	a
T15	93.7	a
T14	89.1	a b
T13	81.3	b c
T16	79.3	b c d
T6	72.6	c d
T5	68.8	d
T4	68.3	d
T22	45.1	e
T9	21.2	f
T23	11.3	f g
T8	7.9	g
T7	5.3	g
TESTIGO	0.0	g
T11	0.0	g
T12	0.0	g
T10	0.0	g

La prueba de Duncan ($\alpha=0.05$) en la Tabla 3.11 nos indica que los tratamientos T2, T20, T3, T17, T18, T19, T21, T1 y T15 presentan promedios del porcentaje de inhibición micelial de *Botrytis cinerea* semejantes estadísticamente, las cuales superaron con diferencias significativa a los tratamientos T14 Y T13 que presentaron promedios similares pero mejores al resto de los tratamientos.

También, se observa que los tratamientos T8, T7, TESTIGO, T11, T12 y T10 presentan los promedios más bajos en porcentaje de inhibición micelial de *Botrytis cinerea*, éstas no presentan diferencias estadísticas. Por el contrario, Quinche (2009), en su

investigación concluye que con el producto Trifokun liquido se obtuvo menor incidencia de *Botrytis*, mostrando un valor de 0.0378% de infección, valor que es diferente al de *Trichoderma Harzianum* (T23) que obtuvo solo 11.34% de inhibición obtenido en la investigación.

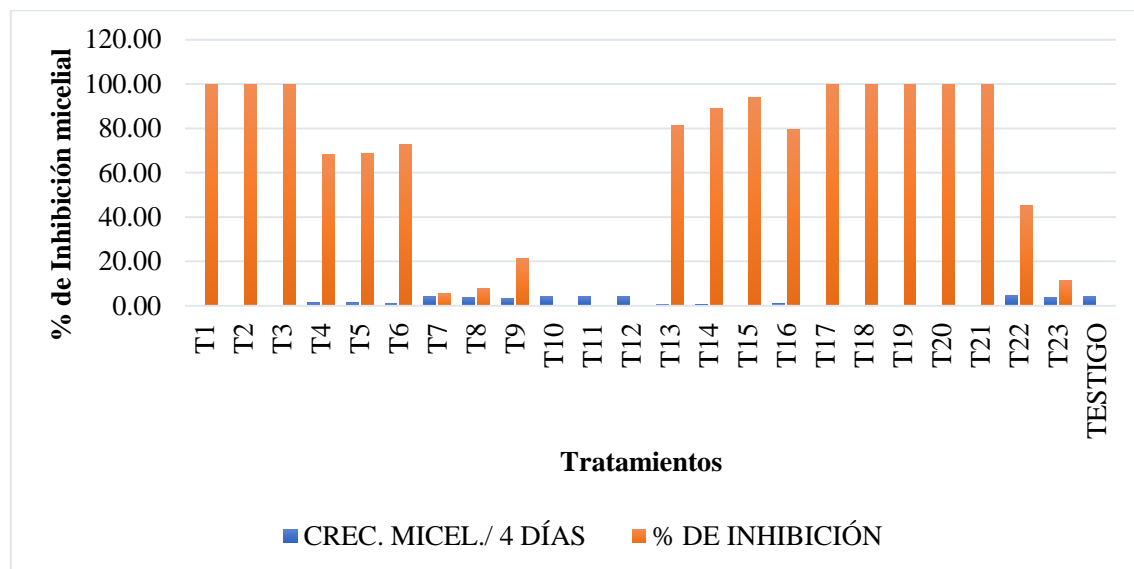


Figura 3.11. Promedio del crecimiento micelial de *Botrytis cinerea* y el porcentaje de inhibición del crecimiento micelial de los diferentes tratamientos.

En la Figura 3.11, con la ayuda de un diagrama de barras y realizando un análisis numérico se infiere que los tratamientos T1, T2, T3, T17, T18, T19, T20 y T21 correspondientes a la 3 dosis de Scala, a dos dosis del macerado de Itaña y las tres dosis de *Bacillus subtilis* respectivamente; lograron un 100% de inhibición micelial de *Botrytis cinerea* y también don aquellas que no permitieron el crecimiento de los micelios del patógeno. Por su parte los tratamientos T13, T14, T15 tienen un promedio micelial menores a 100% y permitieron el crecimiento micelial de 0.78 cm, 0.46 cm y 0.26 cm correspondientemente.

Sobre los tratamientos T4, T5, T6, T16, T22 y T23 los cuales obtuvieron un promedio de % de inhibición micelial menores al 80% permitieron el crecimiento aproximado de 1.33cm, 1.31cm, 1.15cm, 0.87cm, 4 73 cm y 3.8 cm de los micelios de *Botrytis cinerea* respectivamente. Los tratamientos T10, T11, T12 correspondientes a las tres dosis del macerado de molle son los que obtuvieron un promedio de 0% de inhibición micelial ya que permitieron el crecimiento del micelio del patógeno en estudio por toda la placa Petri que es un aproximado de un 4.2 cm.

CONCLUSIONES

Conforme a los objetivos planteados en la investigación, le presenta las siguientes conclusiones:

1. Se logró determinar mediante pruebas morfológicas, moleculares y de patogenicidad que el patógeno responsable de la pudrición de flores de rosa en el distrito de Ocobamba, provincia de Chincheros en la región Apurímac es *Botrytis cinerea*, patógeno que incide en más del 80% en los cultivos de rosa.
2. Las características que presenta *Botrytis cinerea*, agente causal de la pudrición de flores de rosa, son de micelio algodonoso color gris con abundante presencia de esporas, hifas cilíndricas cenocíticas y ramificadas.
3. Los productos como el fungicida Scala (T1, T2, Y T3) obtuvo 100% de inhibición, el producto biológico Serenade (T19, T20 Y T21) obtuvo 100% de inhibición, el biopreparado de Itaña (T17 Y T18) obtuvo 100% de inhibición y Ruda (T15) obtuvo 93.73% de inhibición demostrando así que son los mejores inhibiendo el crecimiento in vitro de *Botrytis cinerea*.

RECOMENDACIONES

1. Evaluar la efectividad de los productos Scala, Serenade y los biopreparados de Itaña y Ruda; en el control de *Botrytis cinerea*, en condiciones de campo.
2. Continuar realizando investigaciones por medio del control in vitro utilizando diferentes productos químicos, biológicos y principalmente biopreparados distintos a los ya estudiados en esta investigación.
3. Evaluar la efectividad de otras cepas de *Trichoderma* en el control in vitro de *Botrytis cinerea*.
4. Realizar un estudio diferenciado de *Botrytis cinerea* por colores de rosa, variedades de rosa ya que podría tratarse de diferentes variedades del patógeno.
5. Incentivar la realización de diferentes investigaciones sobre el control de enfermedades de los cultivos de mayor importancia con sustancias que no causen daños al ambiente y a las personas.

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- ABCAGRO. (2009). Manejo del cultivo de rosas para corte.
<http://www.acagro.com/flores/rosas3.asp>. Visto online el 15 de octubre 2018.
- Agrios, G.N. (2007). Fitopatología, 2º edición. Edit. Limusa. México.
- Alnicosa. (s.f.). Molle. <https://taninos.tripod.com/mollees.htm>.
- Barnett, H. y Hunter, B. (1972). Illustrated genera of imperfect fungi. Third Ed. Burgess Publishing company, Minnesota. 235 pp.
- Barrantes, F. (2007). Patología Vegetal. Ayacucho, Perú. Fundamento de fisiología del parasitismo para el control de enfermedades.
- Bayer Perú. (2018). Crop Science Perú. SERENADE ASO. Disponible en: <https://www.cropscience.bayer.pe/es.PE/Productos-e-innovacion/Productos/Funguicidas/Serenade-ASO.aspx>
- Boffelli, G. (1991). Como cultivar rosas. Editorial De Vecchi, S.A. Barcelona, España 23-26 p.
- Cabrera, A; Maevia, N; Geneviere, D; Humerto, A; KrapovickaS, A Y Pontiroli, A. (1965). Flora de la Prov. De Buenos Aires. Colección científica INTA. Tomo 4.
- Cárdenas, E. (2014). Determinación de parámetros de operación para la destilación por arrastre con vapor de agua del aceite esencial de molles (*Schinus molle* Lineo) en el equipo modular de extracción de aceites esenciales de la FIQM-UNSCH. Trabajo de grado para optar por el título de Ingeniero Químico. Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga. Facultad de Ingeniería Química y Metalurgia.
- Castellanos, J.; Leanne, G; Oliva, P; Dueñas, M; Fresneda, J; Fraga, S; Meléndez, O. (2008). Estudios relacionados con el uso de *Bacillus subtilis* en el control de hongos fitopatógenos. Instituto de investigaciones fundamentales en agricultura tropical (INIFAT). Cuba.
- Cronquist, A. (1981). An integrated system of flowering plants. New York, EE.UU. The New York Botanical Garden. 576 p.
- Cruz, J. (2007). Más de 100 plantas medicinales en medicina popular canaria “Las Palmas”. Obra social de la Caja de Canarias.
- Dhyngra, O.D., Sinclair, B.J. (1995). Basic Plant Pathology Methods. CRC Press. 434 p

- Duarte, M y Hernández, M. (1996). Evaluación preliminar de extractos vegetales para el control de *Cladosporium echinulatum*, Berkeley, de Vries, en el cultivo de clavel. Trabajo de grado para optar por el título de ingeniero Agrónomo. Universidad Nacional de Colombia. Facultad de Agronomía. Bogotá D.C. 84págs.
- Echandi, E. (1967). Manual de laboratorio para fitopatología general. Editorial IICA. Lima, Perú.
- Elías, P. (1984). Contribución al estudio del control biológico de *Fusarium oxysporum*, *Rhizoctonia solani* y *Phyitium sp.* Mediante especies de *Trichoderma spp.* Trabajo de grado para optar el título de Biólogo. Universidad Nacional de Colombia. Bogotá D.C. 79 págs.
- EQR EQUATOROSES. (1997). Ecuadorian quality roses Cotopaxi- Ecuador.
- Fainstein, R. (1997). Manual para el cultivo de rosas en Latinoamérica. Ecuaooffsetcia. Ltda. Ecuador 247p.
- Gamboa, L. (1989). El cultivo de rosa de corte. Universidad de Costa Rica, Programa de comunicación agrícola. 102 p.
- Gutiérrez, J. (2018). Proyecto, “Mejoramiento, Ampliacion Del Sistema De Infraestructura Para Riego Del Sector De Hierbabuenayocc, Pullao Escorno, Ccochapampa En El Barrio Alianza, Del, Distrito De Ocobamba - Chincheros – Apurimac” [Archivo pdf]. SCRIBD.
<https://es.scribd.com/document/370423731/Proyecto-MEJORAMIENTO-AMPLIACION-DEL-SISTEMA-DE-INFRAESTRUCTURA-PARA-RIEGO-DEL-SECTOR-DE-HIERBABUENAYOCC-PULLAO-ESCORNO-CCOCHAPAMPA-EN-EL-BARRIO>
- Heussler, P. (1991). Cultivo del rosal. Universidad Politécnica Salesiana. Quito Ecuador.
- Heywood, V. (1993). Flowering Plants of the World. Ed. Update Oxford University Press. New York.
- IICA. (2015). *Trichoderma spp.* para el control biológico de enfermedades. Paraguay.
- Infoagro. (2009). El cultivo de rosas para corte. Disponible en:
www.infoagro.com/flores/flores/rosas.htm. Visto el 18 de Julio del 2018.
- Infoagro. (2016). El cultivo de rosa. Disponible en:
https://www.infoagro.com/documentos/el_cultivo_rosa.asp. Visto el 19 de Julio del 2018.

- Intagri. (s.f.). Trichoderma Control de Hongos Fitopatógenos.
<https://www.intagri.com/articulos/fitosanidad/trichoderma-control-de-hongos-fitopatogenos>
- IPES/FAO. (2010). Biopreparados para el manejo sostenible de plagas y enfermedades en la agricultura y periurbana. Primera edición.
- Maita, J. y Guerra, P.J. (2015). Actividad antibacteriana *in vitro* del extracto etanólico de las hojas de *Ruta graveolens* (Ruda), mediante el método de macrodilución frente a *Staphylococcus aureus* y *Escherichia coli*. Trabajo de grado para optar el título de Químico Farmacéutico. Universidad Nacional de La Amazonia Peruana. 86 págs.
- Missouri Botanical Garden (MBG). (2009). “*Ruta graveolens* L”.
<http://www.tropicos.org/namespecimens.aspx/>.
- Ochoa, D. (2004). Determinación de los niveles de sensibilidad en aislamientos colombianos de *Phytophthora infestans* hacia tres fungicidas comúnmente utilizados en su control. Trabajo de grado para optar el título de Microbiólogo Industrial. Pontificia Universidad Javeriana. Facultad de Ciencias Básicas.
- Padilla, D. (2020). Exportación de Flores: Gobierno alista plan nacional para reactivar este sector. Logística 360.
<http://www.logistica360.pe/exportacion-de-flores-gobierno-alista-plan-nacional-para-reactivar-este-sector/>
- Patiño, L. y Rodríguez, M. (2001). Aislamiento e identificación de hongos fitopatógenos y evaluación de fungicidas frente a los hongos más relevantes en vid (*Vitis vinifera*), variedad chardonnay en el viñedo San Martín en el municipio de Sogamoso, departamento de Boyacá. Trabajo de grado para optar por el título de Microbiólogo Industrial. Pontificia Universidad Javeriana. Facultad de Ciencias Básicas.
- Porcuna, J. (2010). LA ORTIGA: *Urtica urens* y *Urtica dioica*. *Agroecologia.net*, (02), 60.
https://www.agroecologia.net/recursos/Revista_Ae/Ae_a_la_Practica/fichas/N2/Revista_AE_N%C2%BA2_ficha_planta.pdf
- Quinche, G. (2009). Control de Botrytis (*Botrytis cinerea*) y Mildiu vellosa (*Peronospora sparsa*) en el cultivo de rosa (*Rosa sp.* Variedad Forever Young) mediante el uso de *Trichoderma Harzianum Rifai*. Tesis para optar el título de ingeniero agrónomo. Escuela Superior Politécnica de Chimborazo. Riobamba, Ecuador.

- Rodríguez, R. (2015). Todo sobre la ortiga.
<https://es.scribd.com/doc/282421871/TODO-SOBRE-LA-ORTIGA-pdf>. Visto el 15 de octubre 2019.
- Rodríguez, W., & Flórez, J. (2006). Comportamiento fenológico de tres variedades de rosas rojas en función de la acumulación de la temperatura. *Agronomía Colombiana*, 24(2), 238-246. Recuperado en octubre del 2018, de:
http://www.scielo.org.co/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0120-99652006000200006&lng=en&tlng=es.
- Rojas, N. (2017). La floricultura sigue siendo la “cenicienta” de la agroexportación: AgronegociosPerú.
<https://agronegociosperu.org/2017/07/04/las-floricultura-sigue-siendo-la-cenicienta-de-la-agroexportacion/>
- Sánchez Iza, M. V. (2011). Evaluación de tres abonos orgánicos en diferentes dosis de aplicación en el rendimiento del cultivo de rosa (*rosa sp.*) var. Freedom. Obtenido de DSpace:
<http://dspace.esPOCH.edu.ec/bitstream/123456789/687/1/13T0703.pdf>
- Túqueres, L. (2016). Respuesta del cultivo de rosa (*Rosa sp.*) a la aplicación de *Trichoderma* (*Trichoderma harzianum*) para el manejo de *Botrytis* (*Botrytis cinerea*) Pers. Fr. [Tesis de titulación, Universidad Central del Ecuador].
<http://www.dspace.uce.edu.ec/bitstream/25000/10154/1/T-UCE-0004-91.pdf>
- Venegas, E. Y Álvarez, J. (2014). Desventajas competitivas en la producción y provisión de los mercados de flores de Santa Rosa y Piedra Liza. *Revista de la Facultad de Ingeniería Industrial –UNMSM*. Recuperado de:
<http://revistasinvestigacion.unmsm.edu.pe/index.php/idata/article/download/12049/10765>
- Vincent, J.M. (1947). Distortion of fungal hyphae in the presence of certain inhibitors. *Nature*, 159:850.

ANEXOS

Anexo 1. Mapa de ubicación política del distrito de Ocobamba



Anexo 2. Mapa de ubicación del laboratorio de Fitopatología – Agronomía – UNSCH.



Anexo 3. Campo de cultivo de rosas en Ocobamba, Chincheros



Anexo 4. Síntomas de pudrición de flores de rosa *in situ*



Anexo 5. Selección de muestras obtenidas en campo para poder ser puestas en cámaras húmedas en el laboratorio de fitopatología.



Anexo 6. Signos del patógeno después de incubar en cámara húmeda.



Anexo 7. Evolución de la pudrición de flores de color rojo mediante la prueba de patogenicidad.



Anexo 8. Evolución de la pudrición de flores de color rosado mediante la prueba de patogenicidad.



Anexo 9. Evolución de la pudrición de flores de color blanco mediante la prueba de patogenicidad



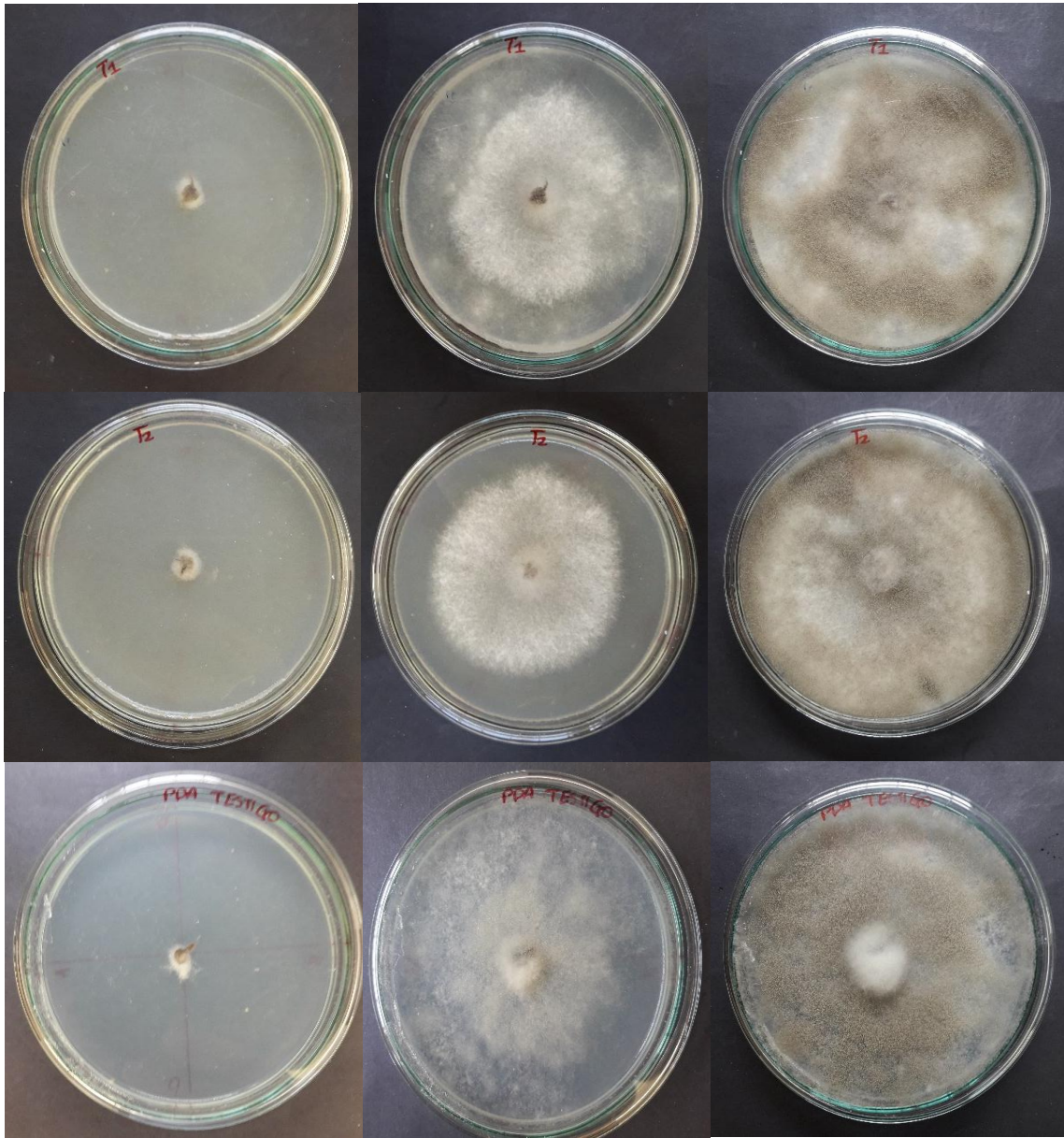
Anexo 10. Evolución de la pudrición de flores de color melón mediante la prueba de patogenicidad



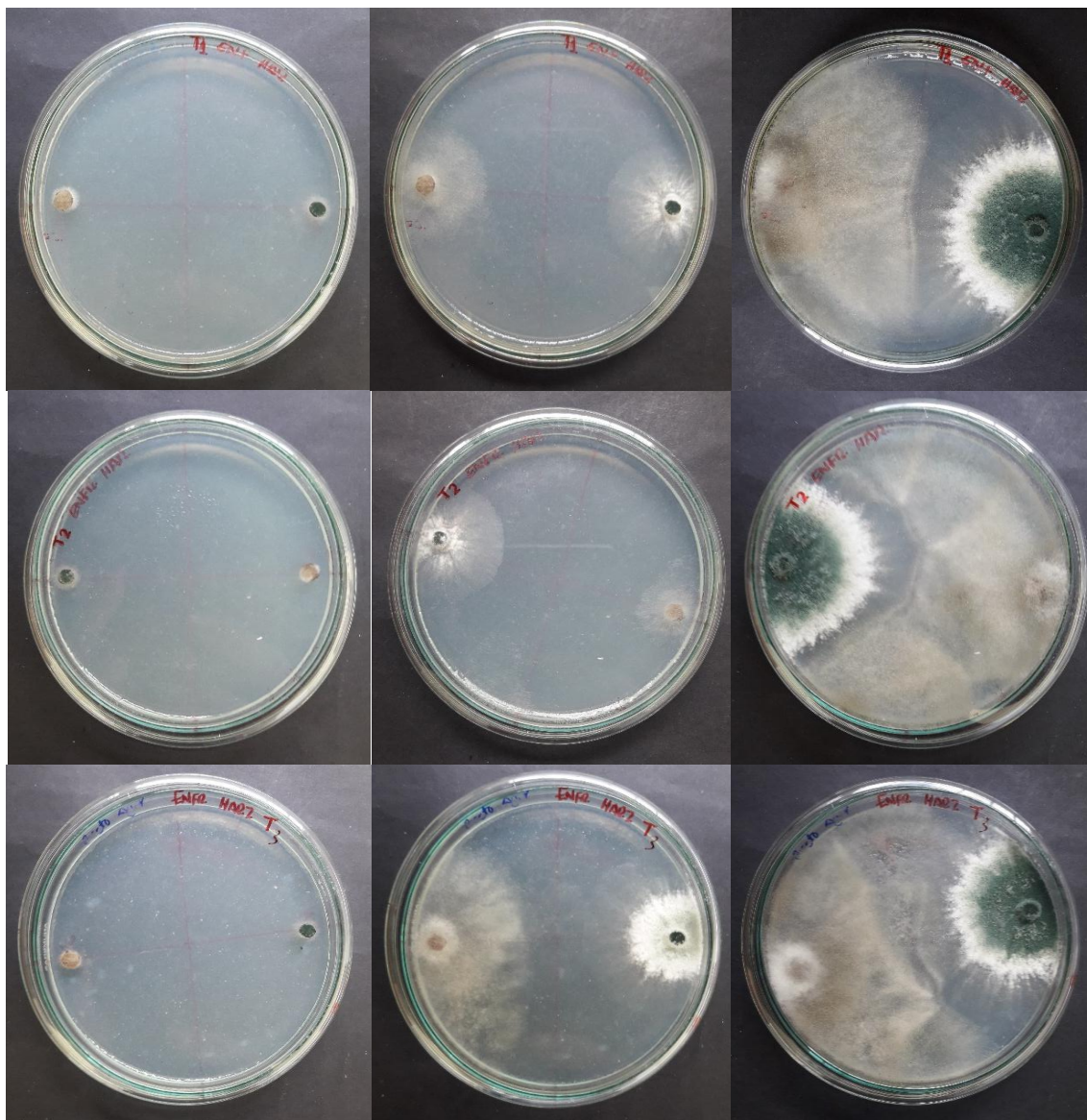
Anexo 11. Evolución de la pudrición de flores de color amarillo mediante la prueba de patogenicidad



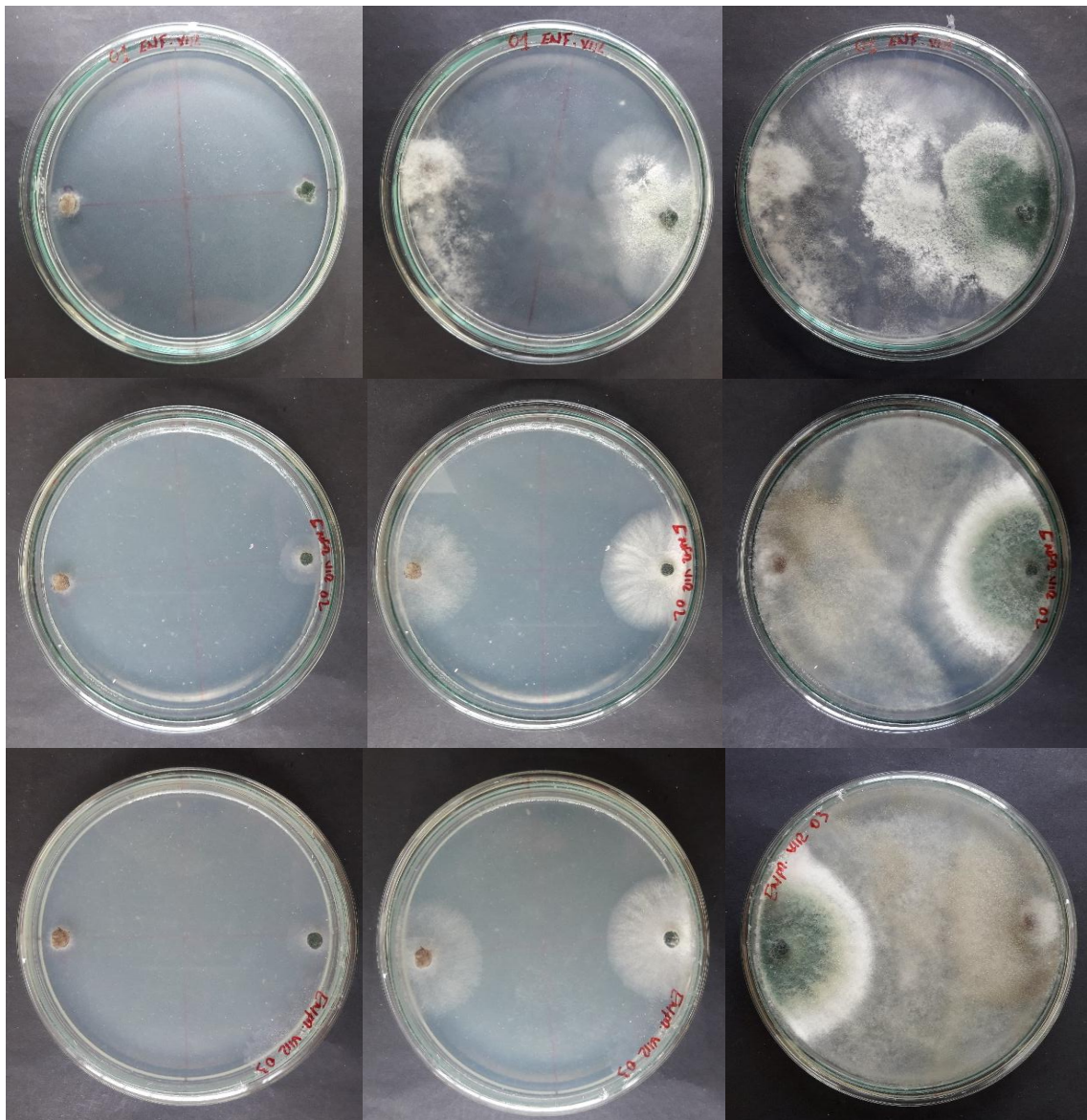
Anexo 12. Evolución del crecimiento del patógeno



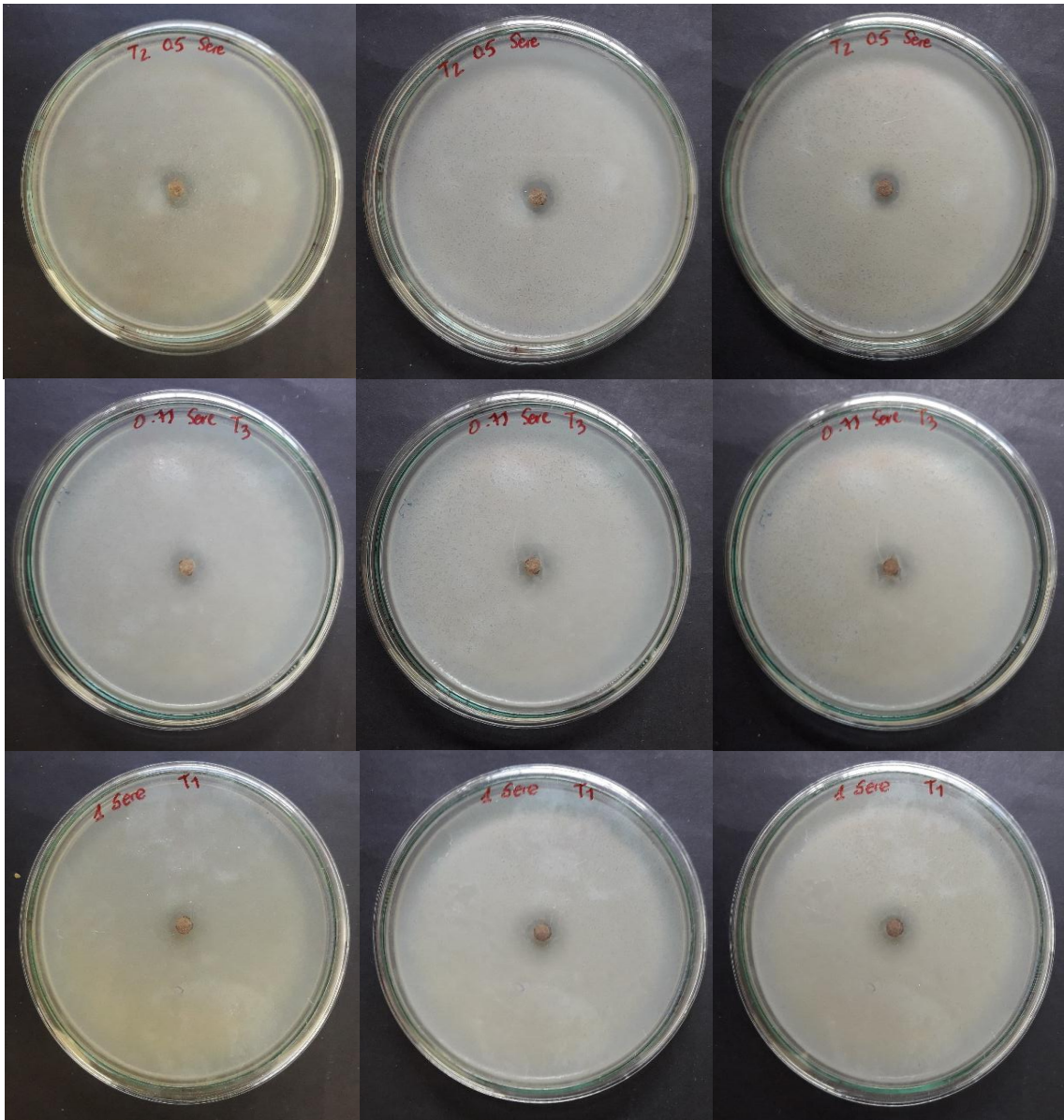
Anexo 13. Evolución de la prueba de enfrentamiento con *Trichoderma harzianum*



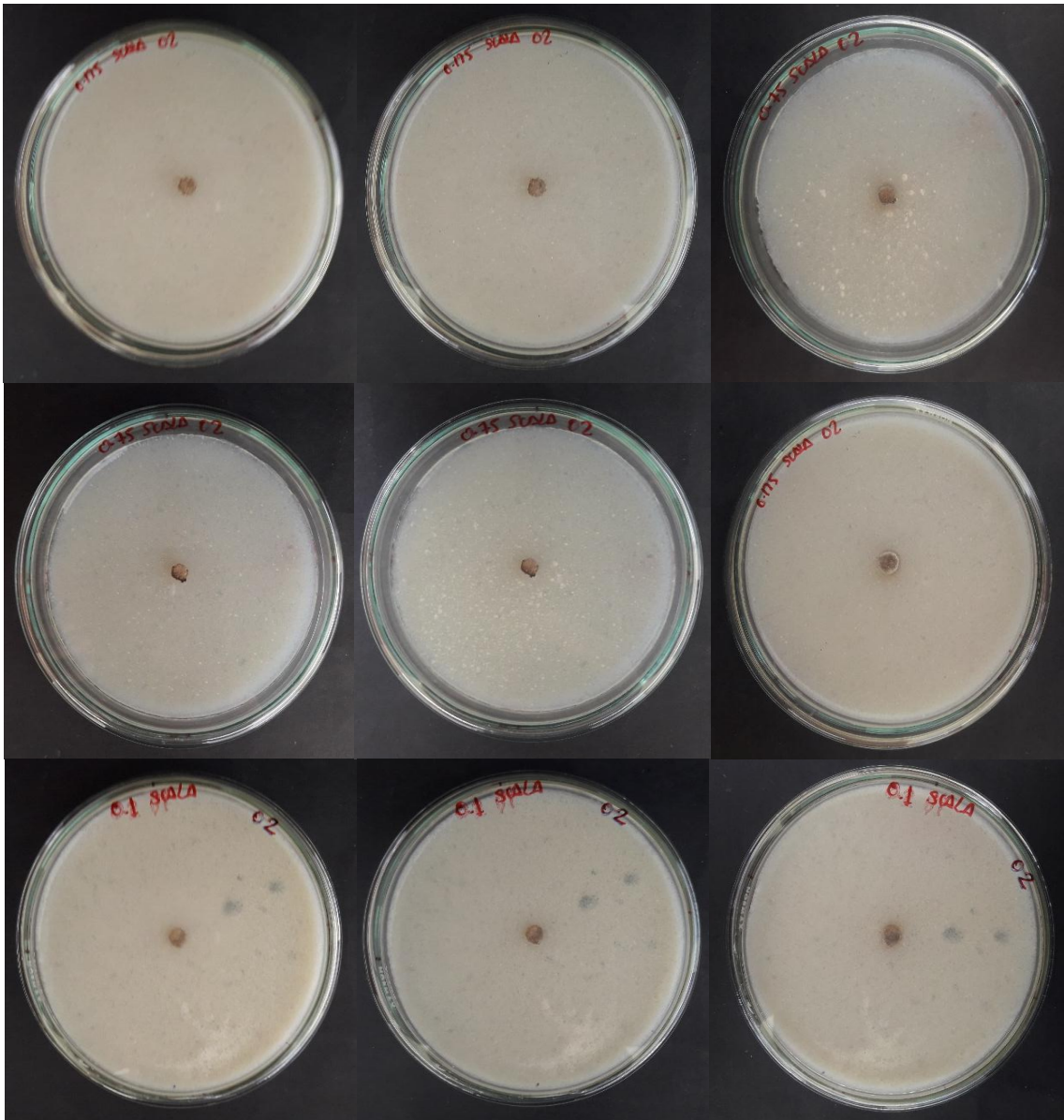
Anexo 14. Evolución de la prueba de enfrentamiento con *Trichoderma viridae*



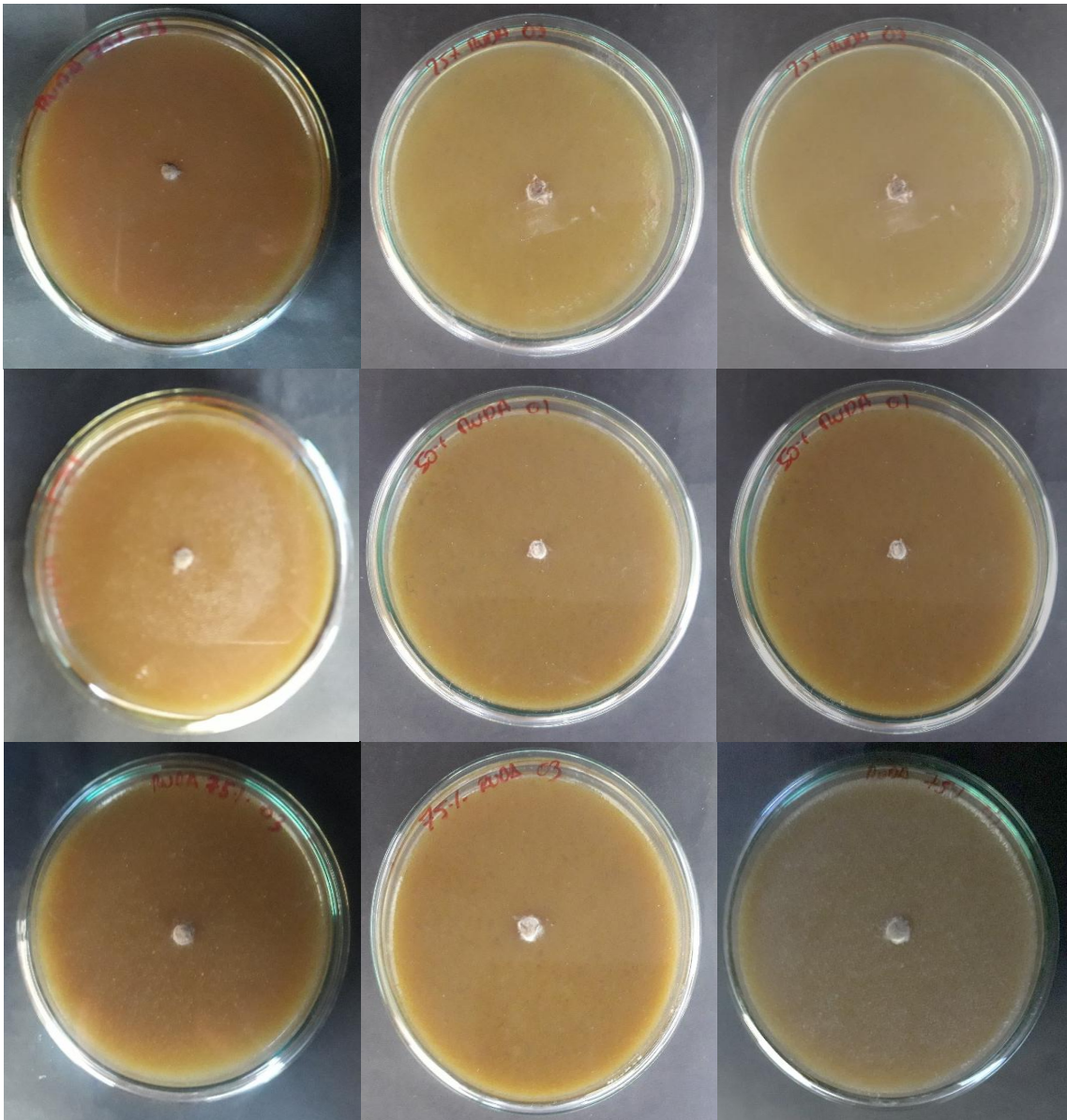
Anexo 15. Evolución de medio envenenado con Serenade



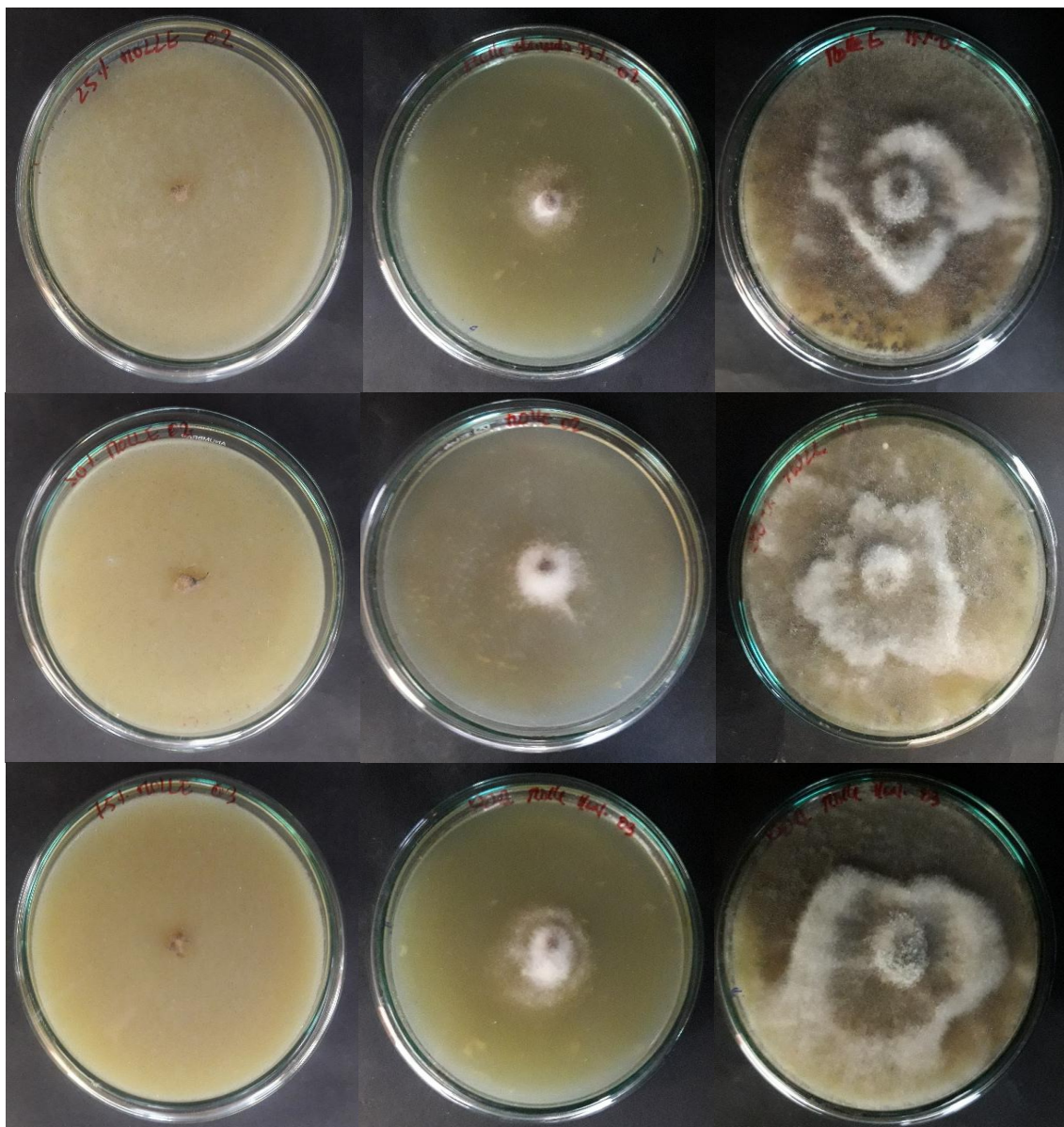
Anexo 16. Evolución de medio envenenado con Scala.



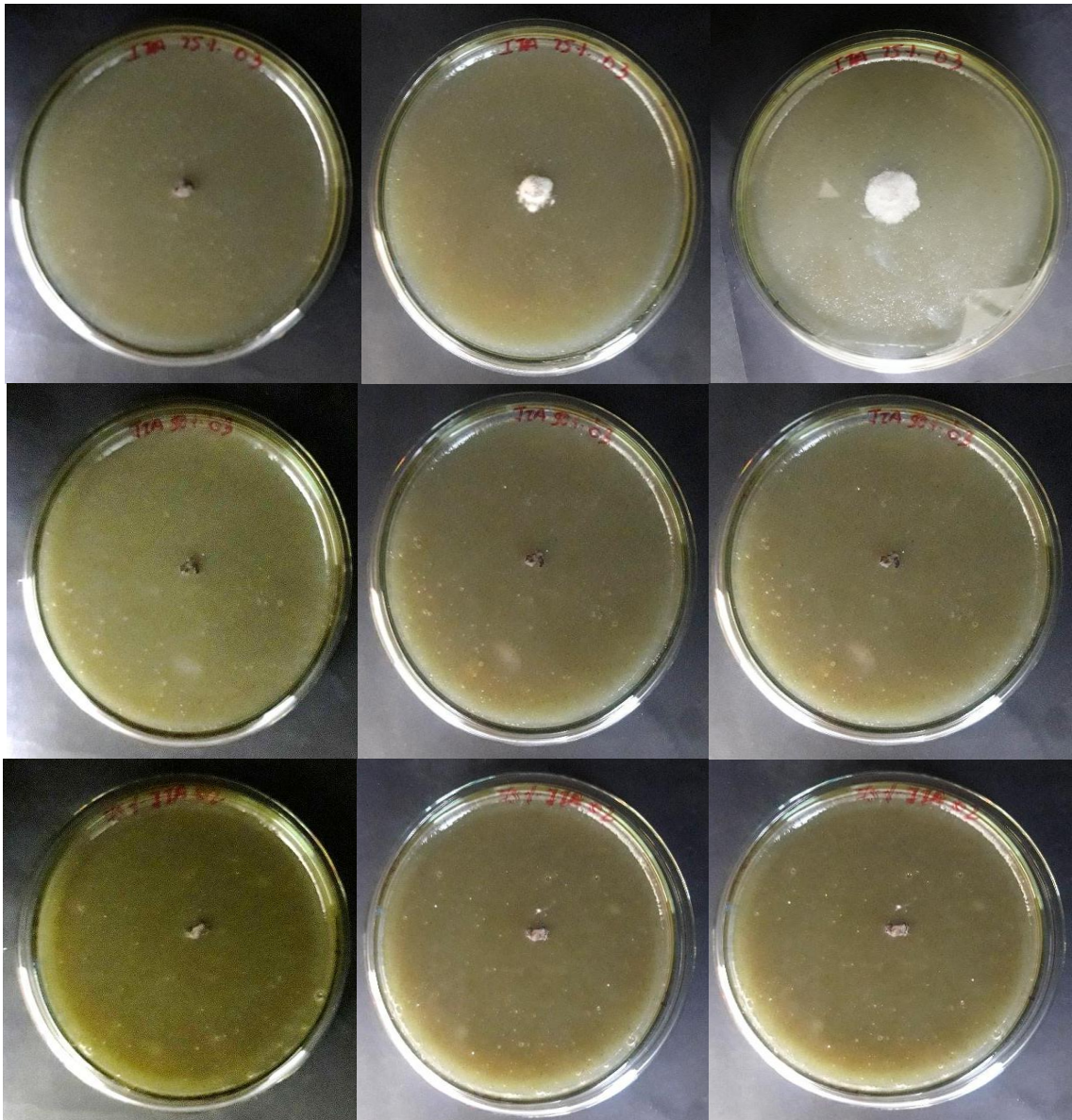
Anexo 17. Evolución de medio envenenado con bio preparado de ruda



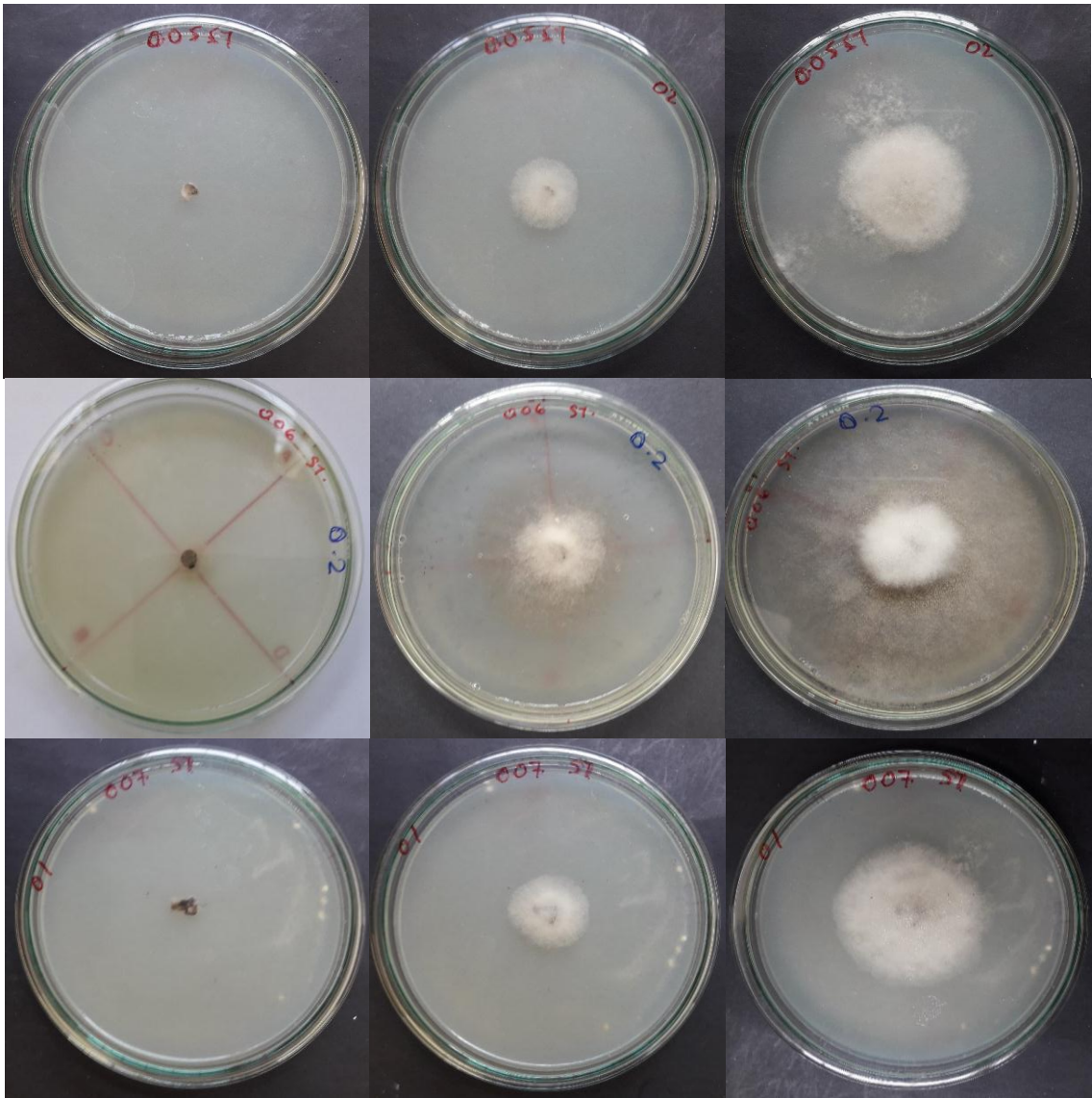
Anexo 18. Evolución de medio envenado con bio preparado de molle



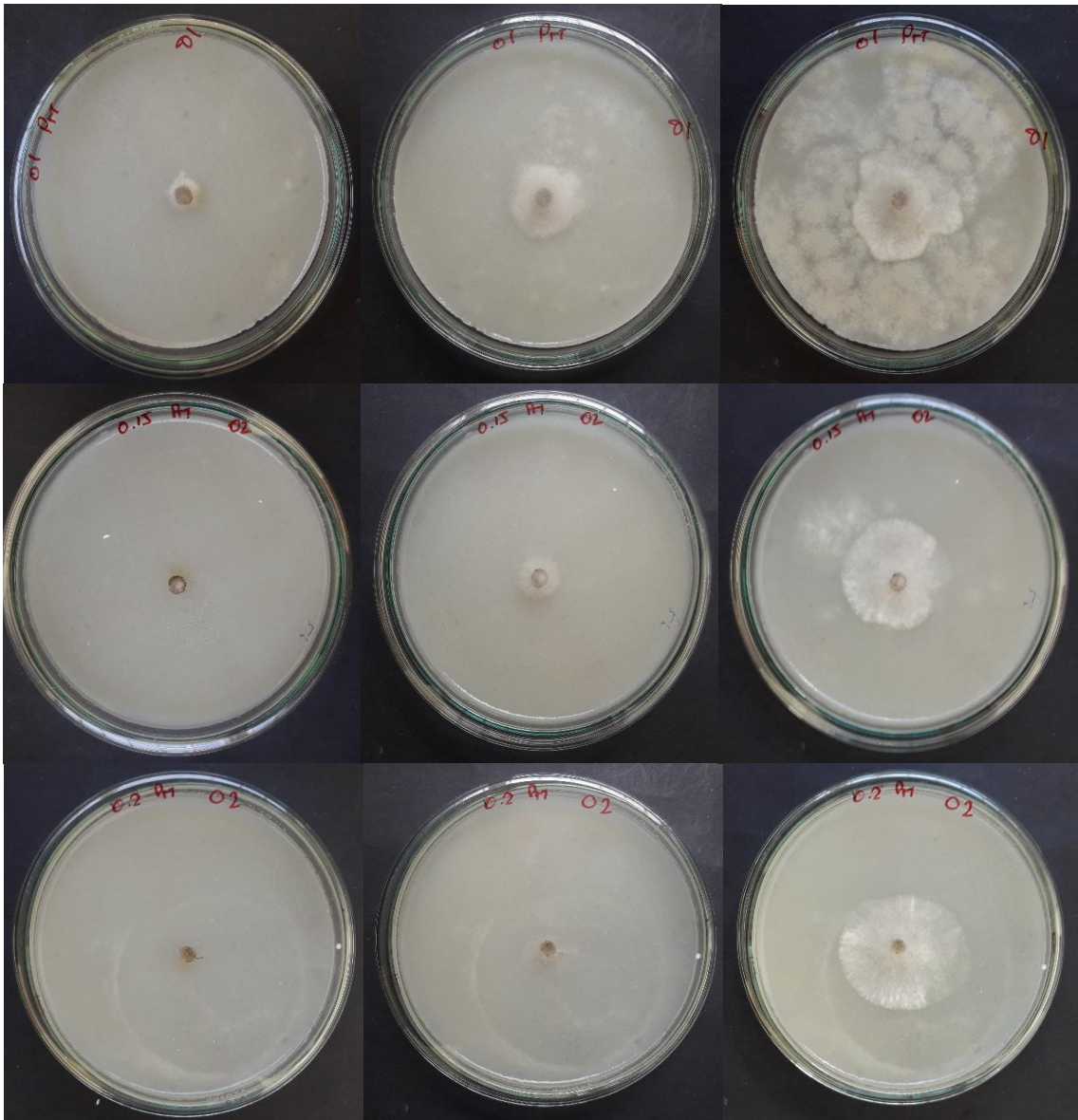
Anexo 19. Evolución de medio envenenado con bio preparado de itaña



Anexo 20. Evolución de medio envenenado con STRONSIL



Anexo 21. Evolución de medio envenenado con bio preparado de Protexin.



Anexo 22. Ficha técnica de PROTEXIN



Grupo Químico / Benzimidazol
Formulación / Suspensión Concentrada
Ingrediente activo / Carbendazim
Registro N° 850 99 AG SENASA



PROTEXIN® 500 FW es un fungicida sistémico con acción protectora y curativa, de formulación suspensión concentrada, con alta potencialidad fungitóxica. Es absorbido por las raíces y tejido verde translocándose acropétalmente a toda la planta.

MODO Y MECANISMO DE ACCIÓN

PROTEXIN® 500 FW es un fungicida sistémico con acción protectora y curativa. Es rápidamente absorbido a través de las raíces y tejido verde y actúa sobre el hongo inhibiendo la formación de la beta tubulina que es indispensable para la síntesis de los microtúbulos cromosómicos durante la mitosis; por consiguiente, inhibe la formación del apresno y el crecimiento y desarrollo del micelio. Detiene el desarrollo del tubo germinativo, provocando irregularidades en la división celular que finalmente lleva a la muerte del hongo.

COMPATIBILIDAD

PROTEXIN® 500 FW es un fungicida compatible con otros plaguicidas de uso común, pero no con materiales alcalinos, puesto que se descompone lentamente, pero es estable con materiales ácidos.

APLICACIÓN DEL PRODUCTO

PROTEXIN® 500 FW puede ser aplicado con cualquier equipo convencional terrestre.

FITOTOXICIDAD

No se han detectado problemas de fitotoxidad en los cultivos recomendados si se emplean dosis indicadas.

ESPECTRO DE ACCIÓN

PROTEXIN® 500 FW se usa para el control de un amplio rango de hongos fitopatógenos en su mayoría Ascomycetos (oidiosis, etc), hongos imperfectos (Deuteromycetos), como Rhizoctonia y sobre algunos Basidiomycetos (royas).

TOXICOLOGÍA

LIGERAMENTE PELIGROSO.

PRESENTACIONES

Frasco x 250 ml, 500 ml y 1 Litro, bidón x 4 L y 20 litros, cilindro x 200 L.

TITULAR DE REGISTRO

Sikestre Perú S.A.C.

CULTIVO	PLAGA		DOSIS		PC (días)	LMR (ppm)
	Nombre científico	Nombre común	ml/20 L	ml/200 L		
Alcachofa	<i>Botrytis cinerea</i>	Podredumbre gris	30	300	14	0.1
	<i>Leveillula taurica</i>	Oidium	30	300	14	0.1
Aroz	<i>Pyricularia oryzae</i>	Queñado del arroz	25-30	250-300	7	5
Espárrago	<i>Fusarium oxysporum</i> f.sp. <i>asparagi</i>	Fusarium	20-30	200-300	14	0.1
Mandarina	<i>Botrytis cinerea</i>	Podredumbre gris	30-50	300-350	7	5
Mango	<i>Colletotrichum gloeosporioides</i>	Antracnosis	30	300	7	0.1
Melocotonero	<i>Monilia fructicola</i>	Moniliasis	20	200	15	
Papa	<i>Colletotrichum gloeosporioides</i>	Antracnosis	20-30	200-300	7	0.5
	<i>Botrytis cinerea</i>	Podredumbre gris	25	250	14	0.1
Pepino	<i>Leveillula taurica</i>	Oidium	30	300	7	0.1
	<i>Botrytis cinerea</i>	Podredumbre gris	30	300	7	0.1
Tomate	<i>Botrytis cinerea</i>	Podredumbre gris	30-35	300-350	7	5
Vid	<i>Botrytis cinerea</i>	Podredumbre gris	20	200	26	5

Anexo 23. Ficha técnica de STRONSIL

Stronsil® 50 WG

Azoxystrobin 50%

Grupo Químico / Estrobilina
Formulación / Gránulos Dispensables
Ingrediente activo / Azoxystrobin
Registro PQUA N° 157 SENASA



STRONSIL® 50 WG es un fungicida de amplio espectro, que posee propiedades principalmente protectoras. Cuando se aplica por vía foliar se difunde en las hojas tratadas y alcanza los tejidos vasculares. Es empleado a través de aplicaciones foliares para el control de Oídium u otros patógenos foliares.

MODO Y MECANISMO DE ACCIÓN

STRONSIL® 50 WG es un fungicida de amplio espectro, sistémico, con propiedades protectoras. Inhibe la germinación de las esporas y crecimiento micelial; también muestra actividad antiesporulante. Cuando se aplica por vía foliar se difunde en las hojas tratadas y alcanza los tejidos vasculares. Se distribuye homogéneamente por todos los tejidos sin acumularse en los bordes de las hojas. Una parte del producto queda en la superficie tratada, la cual actúa previniendo nuevas infecciones (efecto preventivo).

COMPATIBILIDAD

STRONSIL® 50 WG es compatible con la mayoría de insecticidas y fungicidas de uso común. Excepto con aceite agrícola y algunos productos de formulación concentrados emulsionables. En caso de duda, realizar pruebas previas de compatibilidad.

APLICACIÓN DEL PRODUCTO

El pH óptimo para su aplicación es de 5.5 a 6.7.

FITOTOXICIDAD

Con STRONSIL® 50 WG no se han observado síntomas de fitotoxicidad en el cultivo con ninguna de las dosis empleadas.

ESPECTRO DE ACCIÓN

STRONSIL® 50 WG presenta un amplio espectro de control de enfermedades, incluyendo: Oídium, Roya, Mancha foliar producida por *Stemphylium vesicarium*, *Botrytis cinerea* (moño gris), *Alternaria* sp. (*Alternariosis*) etc.

TOXICOLOGÍA

LIGERAMENTE PELIGROSO.

PRESENTACIONES

Bolsa x 40 g, 100 g y 200 g.

TITULAR DE REGISTRO

Silvestre Perú S.A.C.

CULTIVO	PLAGA		DOSIS		PC (días)	LMR (ppm)
	Nombre científico	Nombre común	200 L H ₂ O	/ha		
Ajo	<i>Puccinia alli</i>	Roya	100 g	0.2 K	14	0.05
Alcachofa	<i>Leveillula taurica</i>	Oídiosis		0.2 K	7	1
Arroz	<i>Pyricularia oryzae</i>	Piricularia	80 g	0.08 K	7	5
Arveja	<i>Botrytis cinerea</i>	Botrytis	100 g	0.2 K	21	0.01
Cebolla	<i>Stemphylium vesicarium</i>	Mancha foliar	80 g	0.2 K	14	0.05
Espárrago	<i>Stemphylium vesicarium</i>	Mancha foliar	100 g	0.2 K	7	0.04
Mandarina	<i>Botrytis cinerea</i> <i>Alternaria alternata</i>	Pobredumbre gris Alternaria		0.24 K EN EJECUCIÓN	7	0.04
Maíz	<i>Phyllachora maydis</i>	Mancha de asfalto	100 g		7	0.03
Mango	<i>Oidium mangiferae</i>	Oídiosis		0.2 K	10	0.7
Olivo	<i>Alternaria alternata</i>	Alternaria		EN EJECUCIÓN		
Palto	<i>Botrytis cinerea</i>	Botrytis		0.2 K	nd	0.05
Pimiento, Piquillo	<i>Leveillula taurica</i>	Ceniza	50 100 g	0.12 0.2 K	3	2
Vid	<i>Uncinula necator</i>	Oídium		0.2 K	14	1

Anexo 24. Ficha técnica de SERENADE

Indicaciones de uso:
 Serenade® ASO es un fungicida bactericida para el control de enfermedades en los cultivos indicados en el cuadro de indicaciones de las Serenades® ASO. Este producto se debe utilizar en forma preventiva, con el fin de evitar el desarrollo de enfermedades, o al momento de detectar la enfermedad.

Cultivo	Formación de la enfermedad	Detalle	Formación de la enfermedad
Maíz (Zea mays)	Mancha amarilla (Yellow leaf blight)	Mancha amarilla (Yellow leaf blight)	Mancha amarilla (Yellow leaf blight)
Soja (Glycine max)	Mancha amarilla (Yellow leaf blight)	Mancha amarilla (Yellow leaf blight)	Mancha amarilla (Yellow leaf blight)
Trigo (Triticum aestivum)	Mancha amarilla (Yellow leaf blight)	Mancha amarilla (Yellow leaf blight)	Mancha amarilla (Yellow leaf blight)
Alfalfa (Medicago sativa)	Mancha amarilla (Yellow leaf blight)	Mancha amarilla (Yellow leaf blight)	Mancha amarilla (Yellow leaf blight)

Cultivo	Formación de la enfermedad	Detalle	Formación de la enfermedad
Maíz (Zea mays)	Mancha amarilla (Yellow leaf blight)	Mancha amarilla (Yellow leaf blight)	Mancha amarilla (Yellow leaf blight)
Soja (Glycine max)	Mancha amarilla (Yellow leaf blight)	Mancha amarilla (Yellow leaf blight)	Mancha amarilla (Yellow leaf blight)
Trigo (Triticum aestivum)	Mancha amarilla (Yellow leaf blight)	Mancha amarilla (Yellow leaf blight)	Mancha amarilla (Yellow leaf blight)
Alfalfa (Medicago sativa)	Mancha amarilla (Yellow leaf blight)	Mancha amarilla (Yellow leaf blight)	Mancha amarilla (Yellow leaf blight)

Preparación de la mezcla: (Para el uso en el campo) Preparar una solución de 100 litros de agua por hectárea con 100 gramos de Serenade® ASO. Este producto se debe utilizar en forma preventiva, con el fin de evitar el desarrollo de enfermedades, o al momento de detectar la enfermedad.



Composición:
 - Clorfenoxim 100 g/l
 - Clorfenoxim 100 g/l
 - Clorfenoxim 100 g/l

LEA ATENTAMENTE LA ETIQUETA ANTES DE USAR EL PRODUCTO
NO INFLAMABLE - NO EXPLOSIVO
NO CORROSIVO

Serenade® ASO es un fungicida bactericida biológico, preventivo de ampeliasporas para el control de las enfermedades en los cultivos indicados en el cuadro de indicaciones de uso.

Autenticación Servicio Agrícola y Ganadero (SAG) Chile.
 Registrado por Bayer CropScience Chile.

Preparación de la mezcla: (Para el uso en el campo) Preparar una solución de 100 litros de agua por hectárea con 100 gramos de Serenade® ASO. Este producto se debe utilizar en forma preventiva, con el fin de evitar el desarrollo de enfermedades, o al momento de detectar la enfermedad.

Precauciones y advertencias:
 Fungicida bactericida biológico que actúa sobre las células vegetales. No aplicar en cultivos de uso alimentario. Evitar el contacto con la piel, ojos, ropa, etc. Durante la preparación usar guantes, mascarilla, gafas de protección, pantalón largo, etc. Durante la aplicación usar guantes, mascarilla, gafas de protección, pantalón largo, etc. Evitar el contacto con la piel, ojos, ropa, etc. Evitar el contacto con la piel, ojos, ropa, etc. Evitar el contacto con la piel, ojos, ropa, etc.

Precauciones y advertencias:
 Fungicida bactericida biológico que actúa sobre las células vegetales. No aplicar en cultivos de uso alimentario. Evitar el contacto con la piel, ojos, ropa, etc. Durante la preparación usar guantes, mascarilla, gafas de protección, pantalón largo, etc. Durante la aplicación usar guantes, mascarilla, gafas de protección, pantalón largo, etc. Evitar el contacto con la piel, ojos, ropa, etc. Evitar el contacto con la piel, ojos, ropa, etc.

Precauciones y advertencias:
 Fungicida bactericida biológico que actúa sobre las células vegetales. No aplicar en cultivos de uso alimentario. Evitar el contacto con la piel, ojos, ropa, etc. Durante la preparación usar guantes, mascarilla, gafas de protección, pantalón largo, etc. Durante la aplicación usar guantes, mascarilla, gafas de protección, pantalón largo, etc. Evitar el contacto con la piel, ojos, ropa, etc. Evitar el contacto con la piel, ojos, ropa, etc.

Precauciones y advertencias:
 Fungicida bactericida biológico que actúa sobre las células vegetales. No aplicar en cultivos de uso alimentario. Evitar el contacto con la piel, ojos, ropa, etc. Durante la preparación usar guantes, mascarilla, gafas de protección, pantalón largo, etc. Durante la aplicación usar guantes, mascarilla, gafas de protección, pantalón largo, etc. Evitar el contacto con la piel, ojos, ropa, etc. Evitar el contacto con la piel, ojos, ropa, etc.





UNSCH

FACULTAD DE CIENCIAS
AGRARIAS

CONSTANCIA DE ORIGINALIDAD DE TRABAJO DE TESIS

El presidente de la comisión de docentes instructores responsables de operativizar, verificar, garantizar y controlar la originalidad de los trabajos de tesis de la Facultad de Ciencias Agrarias, deja constancia que el trabajo de tesis titulado;

“Identificación y control in vitro del agente causal de la pudrición de flores del Rosal (*Rosa sp.*) Ocobamba- Chincheros.”

Autor : Jose Luis Allcca Gutierrez

Asesor : Guillermo Carrasco Aquino

Ha sido sometido al análisis del sistema antiplagio TURNITIN concluyendo que presenta un porcentaje de 10 % de similitud.

Por lo que, de acuerdo al porcentaje establecido en el Artículo 13 del Reglamento de originalidad de trabajos de investigación de la Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga, es procedente otorgar la Constancia de Originalidad.

Ayacucho, 06 de noviembre de 2021

Ing. WALTER AUGUSTO MATEU MATEU
Presidente de comisión

Identificación y control in vitro del agente causal de la pudrición de flores del Rosal (Rosa sp.) Ocobamba- Chincheros.

por Jose Luis Allcca Gutierrez

Fecha de entrega: 04-nov-2021 08:11a.m. (UTC-0500)

Identificador de la entrega: 1692899257

Nombre del archivo: CORRECI_N_TESIS_ROSAL_final.pdf (1.99M)

Total de palabras: 15456

Total de caracteres: 83225

Identificación y control in vitro del agente causal de la pudrición de flores del Rosal (Rosa sp.) Ocobamba-Chincheros.

INFORME DE ORIGINALIDAD

10%

INDICE DE SIMILITUD

11%

FUENTES DE INTERNET

2%

PUBLICACIONES

3%

TRABAJOS DEL ESTUDIANTE

FUENTES PRIMARIAS

1	repositorio.unsch.edu.pe Fuente de Internet	5%
2	dspace.esPOCH.edu.ec Fuente de Internet	2%
3	repositorio.unsm.edu.pe Fuente de Internet	1%
4	dspace.udla.edu.ec Fuente de Internet	<1%
5	Submitted to Universidad Alas Peruanas Trabajo del estudiante	<1%
6	vdocuments.site Fuente de Internet	<1%
7	repositorio.uteq.edu.ec Fuente de Internet	<1%
8	dspace.ucuenca.edu.ec Fuente de Internet	<1%

9	repositorio.unasam.edu.pe Fuente de Internet	<1 %
10	Submitted to Universidad Cesar Vallejo Trabajo del estudiante	<1 %
11	investigador.amauryarzate.mx Fuente de Internet	<1 %
12	repository.javeriana.edu.co Fuente de Internet	<1 %
13	repositorio.uaaan.mx:8080 Fuente de Internet	<1 %
14	www.logistica360.pe Fuente de Internet	<1 %
15	repositorio.unc.edu.pe Fuente de Internet	<1 %
16	tesis.pucp.edu.pe Fuente de Internet	<1 %

Excluir citas

Activo

Excluir coincidencias < 30 words

Excluir bibliografía

Apagado