

**UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA
LA MOLINA**

**ESCUELA DE POSGRADO
MAESTRÍA EN FITOPATOLOGÍA**



**“CARACTERIZACIÓN MORFOLÓGICA Y CONTROL
QUÍMICO DE *Sclerotium cepivorum* AISLADO DE AJO
(*Allium sativum*) ‘Napurí’ PROCEDENTE DE TRES
REGIONES DEL PERÚ”**

Presentada por:

LÁZARO ALBERTO ANCULLE ARENAS

**TESIS PARA OPTAR EL GRADO DE
MAGISTER SCIENTIAE EN FITOPATOLOGÍA**

Lima - Perú

2024

trabajo

INFORME DE ORIGINALIDAD

12%

INDICE DE SIMILITUD

12%

FUENTES DE INTERNET

4%

PUBLICACIONES

3%

TRABAJOS DEL ESTUDIANTE

FUENTES PRIMARIAS

1	hdl.handle.net Fuente de Internet	1%
2	repositorio.lamolina.edu.pe Fuente de Internet	1%
3	www.redalyc.org Fuente de Internet	<1%
4	Submitted to Universidad Católica de Santa María Trabajo del estudiante	<1%
5	cientifica.org.br Fuente de Internet	<1%
6	doaj.org Fuente de Internet	<1%
7	www.researchgate.net Fuente de Internet	<1%
8	repositorio.chapingo.edu.mx Fuente de Internet	<1%
9	ri.uaq.mx Fuente de Internet	<1%

**UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA
LA MOLINA**

**ESCUELA DE POSGRADO
MAESTRÍA EN FITOPATOLOGÍA**

**“CARACTERIZACIÓN MORFOLÓGICA Y CONTROL
QUÍMICO DE *Sclerotium cepivorum* AISLADO DE AJO
(*Allium sativum*) ‘Napurí’ PROCEDENTE DE TRES
REGIONES DEL PERÚ”**

**TESIS PARA OPTAR EL GRADO DE
MAGISTER SCIENTIAE**

Presentada por:

LÁZARO ALBERTO ANCULLE ARENAS

Sustentada y aprobada ante el siguiente jurado:

M.Sc. Andrés Casas Díaz
PRESIDENTE

Dra. Leonor Mattos Calderón
ASESORA

Mg.Sc. Carlos Cadenas Giraldo
MIEMBRO

Ph.D. Walter Apaza Tapia
MIEMBRO

DEDICATORIA

A mi familia

A mi esposa Soledad, por su comprensión y apoyo.

A mis hijos Valery, Soledad, Milagros y Alberto, y mi nieto Nicolás, por ser motivo de mi superación.

A la memoria de mis padres Remigio y Valentina, de quienes aprendí a ser agricultor, y a la memoria de mi hermana Elizabeth.

A mis hermanos Huberth, Alfredo, Nora, Gerardo, Nancy y sus familias, por su cariño.

A la memoria de don Octavio y doña Leonor, y Maribel, padres y hermana de mi esposa.

A mis alumnos de la Facultad de Agronomía de la Universidad Nacional de San Agustín de Arequipa, por ser nuestra continuidad académica y porque tienen la responsabilidad de generar innovación, cambio y desarrollo, en el agro arequipeño y peruano.

A los Fitopatólogos peruanos por su trabajo en el manejo de enfermedades de plantas.

AGRADECIMIENTO

A la Dra. Leonor Mattos Calderón, patrocinadora de la presente tesis, por su orientación, apoyo y amistad.

A los integrantes del jurado M. Sc. Andrés Casas Díaz, Mg .Sc. Carlos Cadenas Giraldo y Ph. D. Walter Apaza Tapia, por su apoyo y aportes en la mejora de la investigación.

A la Ing. Judith Tito Pérez, M. Sc. Elida Mamani Sanga, Mg. Sc. Gilberto Torres Suarez, Ing. Alexander Beltrán Gutiérrez, Sr. José Juárez Meza, Ing. Arturo Cabiedes Cuentas, Blgo. Aurelio Pulcha Hernani y Sr. Claudio Ccoyllo Guillermo, por su apoyo en el muestreo.

A la Clínica de Diagnósis de Fitopatología y Nematología de la Universidad Nacional Agraria La Molina, y al Laboratorio de Investigación en Fitopatología de la Universidad Nacional de San Agustín de Arequipa, por su apoyo en la realización de la presente tesis.

A la Ing. Medali Huarhua Zaquinaula y al Dr. Alejandro Risco Mendoza, por su apoyo en el análisis molecular

A las empresas BASF PERUANA S.A., SILVESTRE PERÚ S.A.C., FARMAGRO S.A., BAYER CROP SCIENCE PERÚ y NEOAGRUM S.A.C., quienes proporcionaron los fungicidas Cantus® Wg, L-ESPECIALISTA® 230SC, FONTELIS®, Luna® Experience y VERANGO PRIME® y POLYBIO® 50SG, respectivamente.

A los ingenieros Henry Cabiedes Cuentas, Harry Murillo Gutiérrez, Jorge Ynfante Guevara, Billy Álvarez Ramos, José Rivera Álvarez, Gustavo Vílchez Montenegro, Justo Zapana Muñoz, Juan Carlos Meneses Quispe y Elizabeth Miranda Barrios; Ph.D. Omar Zeballos Cáceres y Dr. Víctor Casa Coila; Bachilleres Khayla Zeballos Romero, Jandir Vargas Díaz y Martin Alvarado Navarro; y estudiante Raquel Betancourt Choquehuayta, por su apoyo en la realización del presente trabajo.

A mis tíos Silvia Soto, Miguel Soto (†), Martha Vargas (†) y Genoveva Málaga (†), por todo el apoyo que me brindaron.

A todas las personas que de diferentes maneras me ayudaron a que sea posible la realización de esta tesis.

ÍNDICE GENERAL

I. INTRODUCCIÓN	1
II. REVISIÓN DE LITERATURA	3
2.1. EL AJO EN EL PERÚ	3
2.2. <i>Sclerotium cepivorum</i>	3
2.2.1. Clasificación.....	3
2.2.2. El micelio y los esclerotes de <i>S. cepivorum</i>	3
2.2.3. Reproducción.....	5
2.2.4. Identificación y variabilidad	5
2.2.5. Hospedantes	13
2.2.6. Infección	13
2.2.7. Síntomas	16
2.2.8. Diseminación.....	17
2.2.9. Control químico.....	18
III. MATERIALES Y MÉTODOS	25
3.1. LUGAR DE EJECUCIÓN	25
3.1.1. Muestreo de plantas enfermas para aislamiento.	25
3.1.2. Aislamiento de <i>S. cepivorum</i>, extracción de ADN y secuenciación 25	
3.1.3. Caracterización morfológica	25
3.1.4. Eficiencia de siete fungicidas	26
3.2. MATERIALES Y METODOS.....	26
3.2.1. Aislamiento de <i>S. cepivorum</i>	26
3.2.2. Caracterización morfológica de aislamientos de <i>S. cepivorum</i>	26
3.2.3. Extracción del ADN de aislamientos de <i>S. cepivorum</i> y análisis molecular.	27
3.2.4. Eficiencia de fungicidas	29
IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	36
4.1. CARACTERIZACIÓN MORFOLÓGICA	36
4.1.1. Micelio	36
4.1.2. Esclerotes	43
4.2. ANÁLISIS MOLECULAR.....	46
4.2.1. Árbol filogenético	46
4.2.2. Matriz de distancias	48

4.3. EFICIENCIA DE FUNGICIDAS <i>IN VITRO</i>	51
4.4. EFICIENCIA DE FUNGICIDAS EN CAMPO	52
4.4.1. Emergencia de ajo ‘Napuri’	52
4.4.2. Altura de la parte aérea	53
4.4.3. Incidencia	54
4.4.4. Severidad en bulbos	62
4.4.5. Rendimiento	68
4.5. ANÁLISIS ECONÓMICO	73
V. CONCLUSIONES	76
VI. RECOMENDACIONES	77
VII. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	78
VIII. ANEXOS	87

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1: Distrito muestreado, provincia y región, colector, altitud y coordenadas UTM, para el aislamiento, análisis morfológico y molecular de <i>S. cepivorum</i>	25
Tabla 2: Concentración de ADN encontradas en cada aislamiento.	28
Tabla 3: Concentración de formulaciones comerciales de fungicidas en medio PDA.....	30
Tabla 4: Fungicidas en estudio, ingredientes activos, concentraciones, nombres comerciales, dosis y momentos de aplicación.....	31
Tabla 5: Escala de evaluación de 10 grados, para la severidad en bulbos de ajo después de la cosecha y afectados por <i>S. cepivorum</i>	34
Tabla 6: Características ambientales de los lugares muestreados. Fuente: SENAMHI (https://www.senamhi.gob.pe/?&p=estaciones).....	35
Tabla 7: Diámetro de la colonia (cm) de diferentes aislamientos de <i>S. cepivora</i> , en placas de Petri, a las 0, 12, 24, 36, 48, 60, 72 y 84 hds.....	37
Tabla 8: Tasa de crecimiento del micelio (según análisis de regresión simple), de aislamientos de <i>S. cepivorum</i> , en placas de Petri, a las 0, 12, 24, 36, 48, 60, 72 y 84 hds.....	42
Tabla 9: Días al inicio de la formación de los esclerotes de diferentes aislamientos de <i>S. cepivorum</i> , en placas de Petri.	43
Tabla 10: Diámetro de los esclerotes de aislamientos de <i>S. cepivorum</i> , en placas de Petri.	45
Tabla 11: Esclerotes deformes (%), de aislamientos de <i>S. cepivorum</i> , en placas de Petri.	45
Tabla 12: Matriz de distancias de secuencias de aislamientos peruanos y del GenBank. M1-8=lugar, Yar =Yarabamba, Pol=Polobaya, Lajo=La Joya, Maje=Majes, San=San Pedro, Sach=Sachaca, Saba=Sabandia y Chon=Chongos Bajo). Región (Areq= Arequipa, Ayac=Ayacucho y Jun= Junín. Secuencias del GenBank (<i>S.cepivora</i> (<i>Scep</i>), <i>Sclerotinia sulcata</i> (<i>S.sulca</i>), <i>Sclerotium perniciosum</i> (<i>S.perni</i>) y <i>Botrytis cinerea</i> (<i>B.cine</i>))......	49
Tabla 13: Crecimiento del micelio (\emptyset) (cm), en placas de Petri con medio envenenado, con fungicidas para el control de <i>S. cepivorum</i> , a las 0, 12, 24, 36, 48, 60, 72 y 84 hds.....	51
Tabla 14: Emergencia de ajo ‘Napuri’, a los 25 ddp.....	53

Tabla 15: Altura de la parte aérea (cm) de ajo ‘Napuri’ .	54
Tabla 16: Incidencia de <i>S. cepivorum</i> , en plantas de ajo ‘Napuri’, a los 110, 120, 130, 140 y 150 días después de la plantación.	55
Tabla 17: Área bajo la curva de progreso de la enfermedad (ABCPE), en plantas de ajo ‘Napuri’	59
Tabla 18: Incidencia de <i>S.cepivorum</i> en bulbos de ajo ‘Napuri’, a la cosecha.	60
Tabla 19: Incidencia promedio (%) comparativa entre testigo y momentos de aplicación.	61
Tabla 20: Incidencia promedio (%) comparativa entre testigo y los fungicidas aplicados y según momentos de aplicación.	61
Tabla 21: Severidad en porcentaje de bulbos con síntomas de podredumbre blanca y/o signos, según la escala de evaluación descriptiva de 10 grados, que se propone.	62
Tabla 22: Rendimiento comercial (t ha ⁻¹) de ajo ‘Napuri’.	69
Tabla 23: Rendimiento de ajo ‘Napuri’ comercial (t ha ⁻¹), comparando momentos de aplicación.	70
Tabla 24: Rendimiento de ajo ‘Napuri’ comercial (t ha ⁻¹), comparativo de fungicidas aplicados.	70
Tabla 25: Rentabilidad (%) del ajo ‘Napuri’, con aplicación de diferentes fungicidas, en dos momentos.	73
Tabla 26: Reducción en el rendimiento e ingresos por efecto de <i>S.cepivorum</i> , con o sin aplicación de fungicidas.	74
Tabla 27: Disminución de los rendimientos y de los ingreso netos, para el caso de cada fungicida, sin considera el momento de aplicación.	75
Tabla 28: Disminución de los rendimientos y de los ingreso netos, para el caso de cada fungicida, sin considera el momento de aplicación.	75

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1: Esclerote de <i>S. cepivora</i>	5
Figura 2: Corte longitudinal de un esclerote de <i>S. cepivorum</i>	5
Figura 3: Región del espaciador transcrito interno (ITS) del ADN ribosomal. Los cuadros sombreados representan las subunidades ribosómicas, y las flechas indican la posición de la PCR y del cebador de secuenciación.....	6
Figura 4: Hifas de <i>S. cepivorum</i> , emergiendo de un esclerote.	13
Figura 5: Croquis experimental.....	32
Figura 6: Diámetro de la colonia (cm) de aislamientos de <i>S. cepivorum</i> en placas de Petri, a las 0, 12, 24, 36, 48, 60, 72 y 84 hds.	38
Figura 7: Diámetro de la colonia (cm) a las 12, 24, 36, 48, 60, 72 y 84 hds y línea de regresión lineal simple, del aislamiento de Sabandia, Arequipa.....	39
Figura 8: Diámetro de la colonia (cm) a las 12, 24, 36, 48, 60, 72 y 84 hds y línea de regresión lineal simple, del aislamiento de Yarabamba, Arequipa.	39
Figura 9: Diámetro de la colonia (cm) a las 12, 24, 36, 48, 60, 72 y 84 hds y línea de regresión lineal simple, del aislamiento de Chongos Bajo, Junín.....	40
Figura 10: Diámetro de la colonia (cm) a las 12, 24, 36, 48, 60, 72 y 84 h y línea de regresión lineal simple, del aislamiento de Sachaca, Arequipa.	40
Figura 11: Diámetro de la colonia (cm) a las 12, 24, 36, 48, 60, 72 y 84 h y línea de regresión lineal simple, del aislamiento de Majes, Arequipa.....	41
Figura 12: Diámetro de la colonia (cm) a las 12, 24, 36, 48, 60, 72 y 84 hds y línea de regresión lineal simple, del aislamiento de La Joya, Arequipa.....	41
Figura 13: Diámetro de la colonia (cm) a las 12, 24, 36, 48, 60, 72 y 84 hds y línea de regresión lineal simple, del aislamiento de Polobaya, Arequipa.....	41
Figura 14: Diámetro de la colonia (cm) a las 12, 24, 36, 48, 60, 72 y 84 hds y línea de regresión lineal simple, del aislamiento de San Pedro, Ayacucho.....	42

Figura 15: Esclerotes de <i>S. cepivorum</i> en aislamientos de 1: Yarabamba; 2: Polobaya; 3: La Joya; 4: Sabandia; 5: Majes; 6: Chongos Bajo; 7: San Pedro; y 8: Sachaca; <i>in vitro</i>	44
Figura 16: Forma piriforme de los esclerotes irregulares.....	46
Figura 17: Análisis filogenético Bayesiano de secuencias de la región ITS1/ITS4 con 1106 nt de secuencias alineadas. El número en los nodos representan la media de los valores de la probabilidad posterior y la escala de la barra representa el número de sustituciones por sitio. Las letras en negrita corresponden a las secuencias de este estudio: número de muestra (M1-8) _lugar (Yar =Yarabamba, Pol =Polobaya, Lajo=La Joya, Maje=Majes, San=San Pedro, Sach=Sachaca, Saba=Sabandia, y Chon=Chongos Bajo) _Región (Areq= Arequipa, Ayac=Ayacucho y Jun=Junín); lo que no están en negrita representan a las secuencias del GenBank. Fueron usadas secuencias de <i>Stromatinia cepivora</i> (Scep), <i>Sclerotinia sulcata</i> , <i>Sclerotium perniciosum</i> y <i>Botrytis cinerea</i> (raíz).....	47
Figura 18: Diámetro de la colonia (cm) de <i>S. cepivorum</i> , en placas de Petri con medio envenenado con fungicidas y testigo sin fungicida.	52
Figura 19: Incidencia de <i>S. cepivorum</i> , en plantas de ajo ‘Napuri’, a los 110, 120, 130, 140 y 150 días después de la plantación.	57
Figura 20: Incidencia de <i>S. cepivorum</i> en bulbos de ajo ‘Napuri’, a la cosecha.	60
Figura 21: Porcentaje de bulbos de ajo ‘Napuri’, con diferentes grados de severidad por <i>S. cepivorum</i> , a la cosecha.....	63
Figura 22: Grado 0 de severidad en bulbos de ajo ‘Napuri’, a la cosecha.	64
Figura 23: Grado 1 de severidad en bulbos de ajo ‘Napuri’; y comparado con el grado 0.	65
Figura 24: Grado 2 de severidad en bulbos de ajo ‘Napuri’; comparado con el grado 0.	65
Figura 25: Grado 3 de severidad en bulbos de ajo ‘Napuri’; y comparado con el grado 0.	65
Figura 26: Grado 4 de severidad en bulbos de ajo ‘Napuri’; y comparado con el grado 0.	66
Figura 27: Grado 5 de severidad en bulbos de ajo ‘Napuri’; y comparado con el grado 0.	66
Figura 28: Grado 6 de severidad en bulbos de ajo ‘Napuri’; y comparado con el grado 0.	67
Figura 29: Grado 7 de severidad en bulbos de ajo ‘Napuri’; y comparado con el grado 0.	67

Figura 30: Grado 8 de severidad en bulbos de ajo ‘Napurí’; y comparado con el grado 0.	68
Figura 31: Grado 9 de severidad en bulbos de ajo ‘Napurí’; y comparado con el grado 0.	68
Figura 32: Rendimiento de ajo ‘Napurí’ comercial (t ha ⁻¹).	69

ÍNDICE DE ANEXOS

Anexo 1: Análisis de varianza del diámetro de la colonia (cm) de <i>S. cepivorum</i> , 12 hds.....	87
Anexo 2: Análisis de varianza del diámetro de la colonia (cm) de <i>S. cepivorum</i> , 24 hds.....	87
Anexo 3: Análisis de varianza del diámetro de la colonia (cm) de <i>S. cepivorum</i> , 36 hds.....	87
Anexo 4: Análisis de varianza del diámetro de la colonia (cm) de <i>S. cepivorum</i> , 48 hds.	87
Anexo 5: Análisis de varianza del diámetro de la colonia (cm) de <i>S. cepivorum</i> , 60 hds.	87
Anexo 6: Análisis de varianza del diámetro de la colonia (cm) de <i>S. cepivorum</i> , 72 hds.....	87
Anexo 7: Análisis de varianza del diámetro de la colonia (cm) de <i>S. cepivorum</i> , 84 hds.	88
Anexo 8: Análisis de varianza para días a la formación del esclerote de <i>S. cepivorum</i>	88
Anexo 9: Análisis de varianza para el diámetro del esclerote (mm) de <i>S. cepivorum</i>	88
Anexo 10: Análisis de varianza para la proporción de esclerotes deformes <i>S. cepivorum</i>	88
Anexo 11: Secuencia de nucleótidos del aislamiento de Yarabamba, región Arequipa.	88
Anexo 12: Secuencia de nucleótidos del aislamiento de Polobaya, región Arequipa.....	89
Anexo 13: Secuencia de nucleótidos del aislamiento de La Joya, región Arequipa.	89
Anexo 14: Secuencia de nucleótidos del aislamiento de Sabandia, región Arequipa.	90
Anexo 15: Secuencia de nucleótidos del aislamiento de Majes, región Arequipa.....	90
Anexo 16: Secuencia de nucleótidos del aislamiento de Chongos Bajo, región Junín.	91
Anexo 17: Secuencia de nucleótidos del aislamiento de San Pedro, región Ayacucho.	91
Anexo 18: Secuencia de nucleótidos del aislamiento de Sachaca, región Arequipa.....	92
Anexo 19: Análisis de varianza para la emergencia de ajo ‘Napurí’.	92
Anexo 20: Análisis de varianza para la altura de parte aérea del ajo ‘Napurí’, a los 30 ddp.	93
Anexo 21: Análisis de varianza para la altura de parte aérea del ajo ‘Napurí’, a los 40 ddp.	93
Anexo 22: Análisis de varianza para la altura de parte aérea del ajo ‘Napurí’, a los 50 ddp.	93
Anexo 23: Análisis de varianza para la altura de parte aérea del ajo ‘Napurí’, a los 60 ddp.	93
Anexo 24: Análisis de varianza para la altura de parte aérea del ajo ‘Napurí’, a los 70 ddp.	93
Anexo 25: Análisis de varianza para la altura de parte aérea del ajo ‘Napurí’, a los 80 ddp.	94

Anexo 26: Análisis de varianza para la altura de parte aérea del ajo ‘Napurí’, a los 90 ddp.	94
Anexo 27: Análisis de varianza para altura de parte aérea del ajo ‘Napurí’, a los 100 ddp.	94
Anexo 28: Análisis de varianza para altura de parte aérea del ajo ‘Napurí’, a los 110 ddp.	94
Anexo 29: Análisis de varianza para incidencia en parte aérea a los 110 ddp.	94
Anexo 30: Análisis de varianza para incidencia en parte aérea, a los 120 ddp.	95
Anexo 31: Análisis de varianza para incidencia en parte aérea, a los 130 ddp.	95
Anexo 32: Análisis de varianza para incidencia en parte aérea, a los 140 ddp.	95
Anexo 33: Análisis de varianza para incidencia en parte aérea, a los 150 ddp.	95
Anexo 34: Análisis de varianza para el ABCPE.	95
Anexo 35: Análisis de varianza para la incidencia en bulbos de ajo ‘Napurí’, a la cosecha.	96
Anexo 36: Análisis de varianza para el rendimiento ($t\ ha^{-1}$) de bulbos de ajo ‘Napurí’.	96

RESUMEN

Sclerotium cepivorum, en ajo en el Perú, puede causar severos daños. La información sobre su morfología y la eficiencia de control con fungicidas, es escasa. El objetivo de la investigación fue determinar la morfología de aislamientos de *S. cepivorum* de ocho distritos de las regiones: Arequipa (La Joya, Sachaca, Polobaya, Yarabamba, Sabandía y Majes), Junín (Chongos Bajo) y Ayacucho (San Pedro). Además, determinar la eficiencia de fungicidas, para el aislamiento de La Joya (Arequipa). Los aislamientos y extracción de ADN (cebadores universales para la región ITS), se efectuaron en la Clínica de Diagnóstico en Fitopatología y Nematología de la UNALM (mayo-junio 2022) y la secuenciación en Macrogen (Corea) y para el análisis molecular se construyó un árbol filogenético. La morfología y la eficiencia de fungicidas *in vitro* se evaluó en el Laboratorio de Investigación en Fitopatología de la UNSA. La eficiencia en campo (abril-septiembre 2021), se evaluó en una plantación de ajo ‘Napurí’ (cuatro esclerotes kg⁻¹ suelo) (La Joya, Arequipa), con dosis y formulaciones comerciales de fluopyram+tebuconazole, boscalid, fludioxonil, penthiopyrad, fluopyram, tebuconazole y polyoxin B; aplicados después de la plantación (SDP) y con presencia de síntomas (APS), más un testigo sin fungicida; en un diseño de bloques completos al azar (15 tratamientos y cuatro repeticiones). En los ocho distritos se aisló *S. cepivorum* con micelio (crecimiento) y esclerotes (tamaño, forma y color), característicos y con poca diferencia entre los aislamientos. El análisis molecular mostró que los aislamientos corresponden a *Sclerotium cepivorum*. Seis fungicidas fueron eficientes (rendimientos sin diferencias significativas), en especial aplicados SDP. Polybio fue inefectivo. Se concluye que los ocho aislamientos de ajo tienen pocas diferencias morfológicas y corresponden a *Sclerotium cepivorum*; que hay fungicidas eficientes para su control y que el hongo puede provocar reducción del rendimiento e ingresos.

Palabras clave: ajo, *Sclerotium cepivorum*, morfología y fungicidas.

ABSTRACT

Sclerotium cepivorum, in garlic in Peru, can cause severe damage. Information about its morphology and the efficiency of control with fungicides is scarce. The objective of the research was to determine the morphology of *S. cepivorum* isolates from eight districts of the regions: Arequipa (La Joya, Sachaca, Polobaya, Yarabamba, Sabandía and Majes), Junín (Chongos Bajo) and Ayacucho (San Pedro). Additionally, determine the efficiency of fungicides for the isolation of La Joya (Arequipa). The isolations and DNA extraction (universal primers for the ITS region) were carried out at the UNALM Diagnosis Clinic in Phytopathology and Nematology (May-June 2022) and the sequencing at Macrogen (Korea) and for molecular analysis it was constructed a phylogenetic tree. The morphology and efficiency of fungicides in vitro was evaluated at the UNSA Phytopathology Research Laboratory. Field efficiency (April-September 2021) was evaluated in a 'Napurí' garlic plantation (four sclerotes kg⁻¹ soil) (La Joya, Arequipa), with doses and commercial formulations of fluopyram+tebuconazole, boscalid, fludioxonil, penthiopyrad, fluopyram, tebuconazole and polyoxin B; applied after planting (SDP) and with the presence of symptoms (APS), plus a control without fungicide; in a randomized complete block design (15 treatments and four repetitions). In the eight districts, *S. cepivorum* was isolated with characteristic mycelium (growth) and sclerotes (size, shape and color) and with little difference between the isolates. Molecular analysis showed that the isolates correspond to *Sclerotium cepivorum*. Six fungicides were efficient (yields without significant differences), especially when SDP was applied. Polybio was ineffective. It is concluded that the eight garlic isolates have few morphological differences and correspond to *Sclerotium cepivorum*; and that there are efficient fungicides to control it and that the fungus can cause a reduction in yield and income.

Keywords: garlic, *Sclerotium cepivorum*, morphology and fungicides.

I. INTRODUCCIÓN

El cultivo de ajo en la región Arequipa y en el Perú, es una actividad de importancia económica, social y ambiental, siendo Arequipa la zona de mayor producción a nivel nacional, con más de 5 000 ha instaladas y una producción superior a 75 000 t (SIEA-MIDAGRI 2023), que representa cerca del 70% del total del ajo del Perú, destinado al mercado nacional, principalmente. El ajo en el Perú y en Arequipa se cultiva a altitudes desde el nivel del mar hasta los 3 500 m s.n.m., en general.

El ajo en Arequipa, es afectado por enfermedades infecciosas como roya, estenfiliosis, alternariosis, bacteriosis, podredumbre blanca, rizoctoniasis, pudrición por *Penicillium*, nematodos, raíz rosada y fusariosis. La podredumbre blanca causada por *Sclerotium cepivorum*, en Arequipa, afecta al ajo, especialmente en zonas de 1200 a 3500 m s.n.m.; aunque recientemente se ha aislado de campos de ajo al nivel del mar. *S. cepivorum*, fue introducido a Arequipa, aproximadamente en la década de 1960 y se lo reporta también en otras regiones del Perú como Junín (Chongos Bajo-Chupaca), Ayacucho (San Pedro-Lucanas), Cajamarca (Cupisnique-Contumazá), por comunicación personal del Ing. Gilberto Torres Suarez, señor Claudio Ccoyllo Guillermo e Ing. Alicia Medina Hoyos, respectivamente; y según Roncal (2004) en Paríamarca (Cajamarca).

La podredumbre blanca del ajo y de la cebolla causa la muerte de la planta, en ataques tempranos y en ataques tardíos afecta la calidad del bulbo (manchas necróticas rosadas, denominado ajo “carnavaleado” por los comerciantes) y una reducción en el precio de venta (ajo de segunda calidad) o su descarte. Las pérdidas en la producción pueden llegar hasta un 100% de la cosecha; además, de una disminución en el valor comercial de los campos contaminados, para cultivar aliáceas, por la sobrevivencia de los esclerotes del hongo por 20 años o más, y el desasosiego del productor.

Por otra parte, y como se indicó anteriormente, *S. cepivorum*, después de su introducción a la campiña de Arequipa (2500 msnm), se ha distribuido a zonas de menor altitud (1 200 a 1 500 m s.n.m.) como los distritos de La Joya y Majes; o de mayor altitud como Polobaya (3 075 m s.n.m.), incluso a nivel del mar (Punta de Bombón, Deán Valdivia). El desarrollo de la enfermedad en estas zonas, con condiciones ambientales diferentes a las de la campiña de Arequipa, como mayor o menor temperatura, o mayor o menor pH del suelo, podría deberse a modificaciones genéticas del patógeno o a su capacidad de aclimatación, aunque no hay información sobre ello. La bibliografía muestra información de cierta variabilidad morfológica de poblaciones de este hongo en otros lugares del

mundo, pero concluyen que se propaga básicamente en forma clonal, con mínima variabilidad. En el Perú, no se registran publicaciones sobre las características morfológicas de *S. cepivorum*, de diferentes aislamientos.

Por otro lado, la información sobre el manejo de la podredumbre blanca en diferentes partes del mundo trata sobre el uso de antagonistas, inductores de germinación de esclerotes, fungicidas, solarización, elevadores de pH del suelo, etc. o combinaciones entre ellos. Los agricultores, en Arequipa, recurren principalmente al uso de fungicidas a base de boscalid y tebuconazole, por lo general después de la aparición de síntomas de la enfermedad, cuyos resultados de control no siempre son satisfactorios, y la información sobre la eficiencia de estos productos es muy escasa y tampoco la hay sobre otros fungicidas (disponibles en el mercado y recomendados por la bibliografía) a base de penthiopyrad, fluopyram, fluopyram + tebuconazole y fludioxonil; o el caso de polyoxin B, no recomendado por la bibliografía. Todo ello bajo condiciones de la Irrigación La Joya Antigua, La Joya, Arequipa y en ajo ‘Napurí’

Los resultados de la investigación podrán ser utilizados para mejorar el manejo de la podredumbre blanca del ajo en Arequipa y en el Perú, al mejorar el control, los rendimientos, los ingresos y la satisfacción del agricultor; estando, además, disponibles para agricultores, instituciones y para otras investigaciones.

Se planteó los siguientes objetivos:

Objetivo general

-Determinar las características morfológicas de ocho aislamientos de *S. cepivorum* en ajo en tres regiones del Perú, y determinar la eficiencia de control de siete fungicidas aplicados en dos momentos (plantación y aparición de síntomas) en un campo comercial de ajo ‘Napurí’ en la Irrigación La Joya Antigua, La Joya, Arequipa.

Objetivos específicos

- Evaluar las características morfológicas de ocho aislamientos de *S. cepivorum* en ajo de tres regiones del Perú (Junín, Ayacucho y Arequipa).
- Evaluar la eficiencia de control, de siete fungicidas, *in vitro* y en campo (aplicados a la plantación y presencia de síntomas), en una plantación de ajo ‘Napurí’, infestado naturalmente, en La Joya, Arequipa.
- Determinar el momento más oportuno de aplicación de los fungicidas, en campo.
- Evaluar el efecto de *S. cepivorum*, en el rendimiento e ingresos, en ajo ‘Napurí’.

II. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1. EL AJO EN EL PERÚ

El SIEA-MIDAGRI (2023), refiere que el ajo en el Perú se cultiva normalmente en 16 a 17 regiones y que el mayor productor es Arequipa con 5 477 ha sembradas y una producción de 75 015 t y a nivel nacional 10 146 ha, y una producción de 110 222 t, para el año 2021. Otras regiones productoras importantes son Ayacucho (4 539 ha), Cajamarca (1 430 ha), Junín (486 ha) y Lima (1 559 ha) con producciones de 1 674, 8 136, 4 634 y 15 991 t, respectivamente.

2.2. *Sclerotium cepivorum*

2.2.1. Clasificación

El CABI (2019), señala que *Stromatinia cepivora* es la fase sexual o teleomorfa de *Sclerotium cepivorum* y que pertenece a la familia *Sclerotiniaceae*, dentro de los Ascomicetos. Este hongo, ocasionalmente, produce conidias en esporodocios, sin embargo, estas conidias son estériles (Agrios, 2005). La podredumbre blanca es causada por *Stromatinia cepivora* (Berk.) Whetzel (1945) (Sinonimia: *Sclerotium cepivorum* Berk.), un ascomiceto perteneciente al subfilum Pezizomycotina, clase Leotiomycetes, orden Helotiales y familia *Sclerotiniaceae* (Fuga *et al.* 2012). Por otro lado (Xu *et al.* 2010), reporta que no se conoce la fase sexual de *S. cepivorum*, pero que en base a la similitud con los esclerotes del ascomiceto *Stromatinia gladioli* (Drayt.), Whetzel en 1945, transfirió a *Sclerotium cepivorum* al género teleomorfo *Stromatinia* Boud., y que *S. cepivorum* también produce un estado microconidial, probablemente espermiótico.

En un análisis de secuencias de ADN se sugirió que *Sclerotium cepivorum* estaba estrechamente alineado con *Sclerotinia sclerotiorum* (Lib) Debary (Carbone y Kohn 1993) y que el análisis de la proteína del esclerote también sugiere afinidad con especies de la familia *Sclerotiniaceae* (Novak y Kohn 1991).

2.2.2. El micelio y los esclerotes de *S. cepivorum*

Backhouse y Stewart (1987), señalan que *S. cepivorum* produce solo micelio y esclerotes estériles (pequeños, marrón a negro y uniformemente redondos y de 0,35 a 0,50 mm de diámetro), con un manto estromático constituido por capas de células pigmentadas y

engrosadas con una médula interna compuesta por polisacáridos hifales y cuerpos proteicos. Así mismo, en laboratorio (Willets y Bullock 1992), los esclerotes se forman fácilmente alrededor de 10 días a 18 °C en papa dextrosa agar (PDA) y son aproximadamente iguales en tamaño y miden entre 200 y 600 µm de diámetro; y que el manto estromático, del esclerote, está cubierto de melanina, responsable del color oscuro y que cumple una función de defensa contra la desecación.

S. cepivorum, forma esclerotes, mayormente en la base del bulbo enfermo, esféricos y uniformes, negros y lisos, con una cubierta de 2 a 5 células de grosor que rodean una masa gruesa y compacta de micelio refractivo; por lo general, el tamaño es de 0,3 a 0,6 mm de diámetro; aunque se han reportado esclerotes irregulares y tamaños que oscilan entre 5 y 25 mm (Crowe, 1995). Ambos tipos de esclerotes pueden formar esclerotes secundarios, dentro o adyacentes a los esclerotes principales, que influyen fuertemente en su sobrevivencia (Coley-Smith *et al.* 1990). Según Pscheidt y Ocamb (2021), los esclerotes de 0,02 pulgadas o 0,5 mm de diámetro o del tamaño de una semilla de amapola, son formados en y sobre el tejido afectado, mayormente en el cuello del bulbo, pueden sobrevivir en el suelo de 20 a 30 años.

Los esclerotes recién formados tienen una latencia de semanas o meses, después de su formación, y pueden sobrevivir hasta 20 años en el suelo en ausencia de hospedante (Maude 2006). Swett *et al.* (2019) señalan que *Stromatinia cepivora* (*Sclerotium cepivorum*) forma un micelio blanco esponjoso, a partir del cual se forman cuerpos negros esféricos, del tamaño de la cabeza de un alfiler, llamados esclerotes, los que pueden permanecer dormantes en el suelo por más de 20 años, en ausencia de hospedantes. Coley Smith *et al.* (1990) hallaron que los esclerotes de *S. cepivorum* tienen una latencia constitutiva de 1-3 meses y que el porcentaje de sobrevivencia, puede variar de 92 a 96% entre los 5 a 10 años en el suelo; mientras que, enterrados en el suelo de 15 a 20 años, la viabilidad varía de 72 a 96%, dependiendo de la profundidad. Cuando la latencia constitutiva es superada, los esclerotes pueden depender de la llamada latencia exógena, como la micostasis, temperatura, luz y aireación (Coley Smith y Cooke 1971).

Metcalf *et al.* (1997), reportan en Tasmania esclerotes de *Sclerotium cepivorum* de 0,5 a 2,0 cm de diámetro. En la Figura 1 se muestra una imagen de los esclerotes de *S. cepivora* (EGD, 2023) y en la Figura 2 (Bakonyi *et al.* 2011) un corte longitudinal de un esclerote.



Figura 1: Esclerote de *S. cepivora*.

Fuente: EGD (2023).

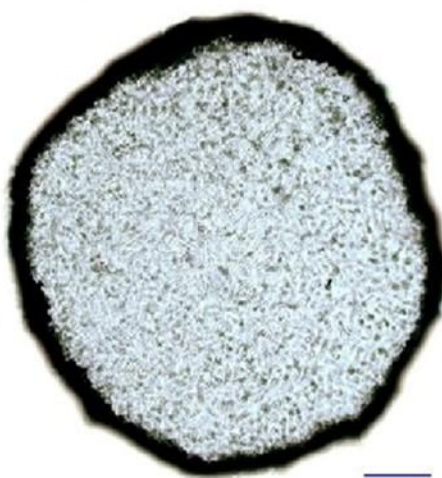


Figura 2: Corte longitudinal de un esclerote de *S. cepivorum*.

Fuente: Bakonyi *et al.* (2011).

2.2.3. Reproducción

No se conoce reportes sobre la reproducción sexual en las poblaciones de *S. cepivora* (Xu *et al.* 2010), y se espera que la propagación sea clonal con baja variabilidad genética.

2.2.4. Identificación y variabilidad

Xu *et al.* (2010) señalan que la información sobre la identificación y la ubicación taxonómica de las especies de *Sclerotium*, es fundamental para evaluar las estrategias de manejo de las enfermedades, así como para la aplicación de fungicidas (algunos fungicidas tienen modos de acción específicos para Basidiomicetos o Ascomicetos); de tal manera que los productores podrían elegir los fungicidas apropiados y mejorar su capacidad para control.

Prieto (2016) señala que la pudrición blanca, causada por *Sclerotium cepivorum*, es una enfermedad que más preocupa a productores de ajo y cebolla, por el inóculo en el suelo, inadecuada identificación y poca información sobre su biología y diversidad genética; que hacen difícil su control. Además, la medición directa de la variabilidad genética en hongos se realiza con métodos como: polimorfismo de isoenzimas y polimorfismo en la longitud de fragmentos de restricción (RFLP) de DNA nuclear y mitocondrial; polimorfismo en la longitud de fragmentos amplificados (AFLP) y polimorfismos en la longitud de fragmentos amplificados al azar (RAPD). Fatehi y Bridge (1998) señalan que el análisis de genes ribosomales se usa como herramienta de clasificación de organismos; y la unidad ribosomal nuclear en eucariontes está constituida por los genes 18S, 5.8S, 28S y en algunos casos, la subunidad 5S que puede estar localizada dentro de la unidad ribosomal o en otra región del genoma. El estudio de estas regiones permite establecer filogenias y divergencias evolutivas intra o íter específicas, al comparar organismos ubicados en jerarquías taxonómicas morfológicas y/o fisiológicas, diferentes o similares

Boysen *et al.* (1996) señalan que los genes ribosómicos eucarióticos (Figura 3) están dispuestos en una repetición en tándem con la región codificante 5.8s flanqueada por espaciadores transcritos internos (ITS) y que, según otros autores, las regiones ITS se han utilizado para construir árboles filogenéticos en *R. solani*.

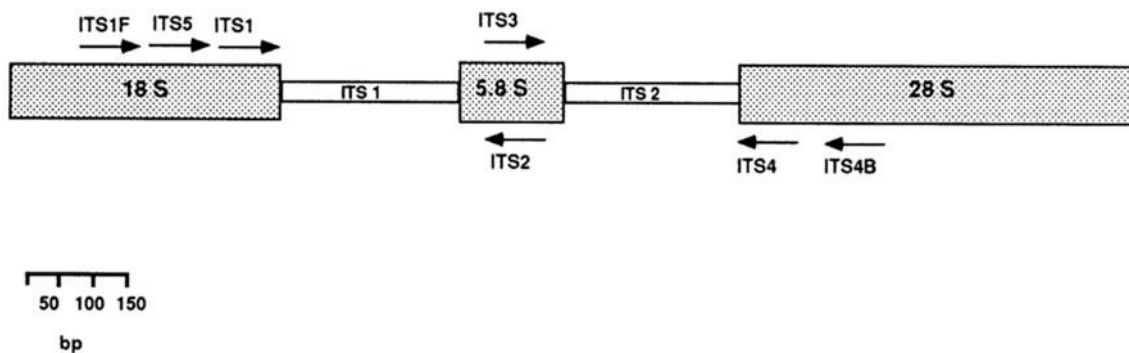


Figura 3: Región del espaciador transcrito interno (ITS) del ADN ribosomal. Los cuadros sombreados representan las subunidades ribosómicas, y las flechas indican la posición de la PCR y del cebador de secuenciación.

Fuente: Boysen *et al.* (1996).

Según Sharma *et al.* (2023), el ITS se refiere al ADN espaciador situado entre los genes de ARNr de subunidad pequeña y ARNr de subunidad grande en el cromosoma o la región transcrita correspondiente en el transcrito precursor de ARNr policistrónico. La región

ITS es la región de ADN más ampliamente secuenciada de los hongos y la comparación de secuencias de la región ITS es ampliamente usada en taxonomía y filogenia molecular debido a varias propiedades favorables: (a) tamaño pequeño asociado con la disponibilidad de secuencias flanqueantes altamente conservadas; (b) fácil detección, incluso a partir de pequeñas cantidades de ADN debido al alto número de copias de los grupos de ARNr; (c) sufre una evolución concertada rápida a través de cruces desiguales y conversión de genes, lo que promueve la homogeneidad intragenómica de las unidades repetidas; (e) alto grado de variación incluso entre especies muy relacionadas, por la relativamente baja presión evolutiva, sobre las secuencias espaciadoras no codificantes.

Schoch *et al.* (2012) encontraron que las regiones del cistrón ribosómico y del espaciador transcrito interno (ITS), sirven con una mayor probabilidad, para la identificación exitosa de una amplia gama de hongos, con una brecha de código de barras más claramente definida entre la variación interespecífica e intraespecífica; y se propone formalmente para su adopción como el principal marcador de código de barras de hongos.

Lupien *et al.* (2013) reportan que, aunque la identificación de *S. cepivorum* por síntomas y características de los esclerotes es confiable, existen especies morfológicamente similares y estrechamente relacionadas, por lo que se puede recurrir a un protocolo de identificación por la vía del análisis de secuencias ITS. En una investigación para confirmar el agente causal de la podredumbre blanca en la región de Palouse, al norte de Idaho, USA, en plantas de ajo con severa pudrición del cuello y del bulbo, micelio gris colonizando todo el bulbo, el cuello y los espacios entre los dientes; además de esclerotes pequeños (aproximadamente 0,5 mm), negros globosos a subglobosos, en el cuello o entre los dientes de la planta. Los síntomas, las colonias, los esclerotes y las espermaties observadas en los aislamientos Latah ht-4 y Latah ht-5, coincidían con los caracteres de las descripciones estándar publicadas para *S. cepivorum*.

Los mismos autores (Lupien *et al.* 2013) señalan que la identificación definitiva de los aislamientos Latah ht-4 y Latah ht-5, se basó en las secuencias del espaciador transcrito interno (ITS). Los aislamientos provenientes de puntas de hifa (Latah ht-4 y Latah ht-5) se cultivaron en papa dextrosa de Difco para el procedimiento de extracción del ADN. La amplificación del rDNA de la región ITS y 5.8S se logró con los cebadores ITS5 e ITS4. La amplificación de los 1250 nucleótidos del ITS, se secuenció en ambas cadenas usando los cebadores ITS2, ITS 3, ITS 4 e ITS 5. Las secuencias resultantes se compararon con la base de datos de nucleótidos del banco de genes (GenBank), secuencias publicadas de

especies de *Sclerotium* y *Sclerotinia*, incluidas en un análisis filogenético de especies patógenas de plantas y un aislado de *S. cepivorum* causante de la pudrición blanca del ajo en Hungría; para la comparación se utilizó el software Blastin 2.2.21. Las secuencias de los aislamientos Latah ht-4 y Latah ht-5 compartieron 99-100% de identidad con dos cepas de *S. cepivorum* presentes en el banco de genes, incluida CBS.276.93 (aislada de *Allium*). Los aislamientos Latah ht-4 y Latah ht-5 compartían el 100 % de identidad con *S. cepivorum* que causa la pudrición blanca en Hungría y CBS321.65 aislado de un bulbo de *Allium cepa*. Las secuencias ITS de hongos estrechamente relacionados como *Sclerotium perniciosum*, *Sclerotinia trifoliorum* y *Sclerotinia sclerotiorum* tuvieron una identidad del 100 % dentro de estas especies individuales, pero solo una identidad del 98 % con las cepas Latah ht-4 y Latah ht-5. Sobre la base de los caracteres morfológicos, culturales y moleculares encontrados, los aislamientos Latah ht-4 y Latah ht-5, de Paluse, fueron identificados de manera concluyente como *S. cepivorum*.

Bakonyi *et al.* (2011), en Hungría, reportan por primera vez la presencia de *S. cepivorum*, y se identificó de acuerdo a sus características patológicas y morfológicas. Así mismo, que la secuencia ITS de rDNA del aislado de Hungría (GenBank FJ460433), mostró una similitud de secuencia del 99-100 % con las accesiones de GenBank de *S. cepivorum*.

Kim *et al.* (2023) identificaron a *S. cepivora* en chives coreano silvestre (*Allium monanthum*), mediante características morfológicas (colonias en PDA con micelio blanco a gris blanquecino, hifas primarias tabicadas de 7 a 13 µm de ancho y muchos esclerotes pequeños de color negros, esféricos de 300 a 600 µm de diámetro (superficie lisa o ligeramente rugosa), y no se observó conidias ni ascosporas. Las características morfológicas de los aislados (AMSC-2001, AMSC-2007 y AMSC-2009), fueron similares a los de *Sclerotium cepivorum* descrito por Mordue (1976). Para verificar la identificación morfológica, se realizó un análisis filogenético mediante el análisis de las regiones espaciadoras transcritas internas 1 y 2 y el nrDNA 5.8S (ITS), utilizando los cebadores ITS1 e ITS4. El árbol filogenético se construyó utilizando a *Clarireedia homoeocarpa* CBS 310.37, como taxón de grupo externo y junto con las secuencias de *Stromatinia* spp. (CBS 189.82, CBS 271.30 y KACC 4782) y *Sclerotium perniciosum* (CBS 274.93), obtenidos de la base GenBank (NCBI). Se halló que los aislamientos en estudio (AMSC-2001, AMSC-2007 y AMSC-2009) se agruparon con las cepas de *S. cepivora* CBS 189.82, CBS 271.30 y KACC 4782), lo que permitió confirmar que los aislamientos AMSC-2001, AMSC-2007 y AMSC-2009 de cebollino silvestre coreano

eran *S. cepivora*. Las secuencias de los aislamientos AMSC-2001, AMSC-2007 y AMSC-2009, se depositaron en NCBI GenBank con números de acceso OQ552828–OQ552830.

Xu *et al.* (2010) realizaron análisis filogenéticos y de las características morfológicas para evaluar la ubicación taxonómica de ocho especies de *Sclerotium* (*Sclerotium cepivorum*, *S. coffeicola*, *S. denigrans*, *S. hydrophilum*, *Ceratorhiza oryzae-sativae*, *S. perniciosum*, *S. rhizodes*, *S. rolfsii* y *S. rolfsii* var. *Delphinii*), patógenas de plantas y que solo producen esclerotes y no tienen cuerpos fructíferos ni esporas, lo que dificulta su ubicación taxonómica. Se utilizó las secuencias de la subunidad grande (LSU) del ADNr y las regiones del espaciador transcrito interno (ITS). Se halló diferencias morfológicas entre las especies de *Sclerotium*, como color de la colonia, número de esclerotes por placa de Petri y el color de los esclerotes, *in vitro* y después de tres semanas de incubación. En general, los aislamientos de *S. cepivorum*, *S. denigrans* y *S. perniciosum* formaron micelio oscuro, y *S. cepivorum* y *S. perniciosum*, formaron esclerotes más oscuros que las otras especies. El aislado CBS276.93 de *S. cepivorum* produjo 595–638 esclerotes esféricos a semiesféricos por placa de Petri, mientras que el aislado CBS342.47, no los formó. En el dendograma *Sclerotium cepivorum*, *S. denigrans* y *S. perniciosum*, formaron un solo grupo, dentro de los *Sclerotiniaceae* (Helotiales, Ascomycota) con una similitud de 89%. La secuencia ITS del aislado CBS 342.47 de *S. cepivorum*, agrupado con los aislamientos de *S. perniciosum* (CBS 268.30, 274.93 y 275.93) con 55 % de similitud; mientras que los cuatro aislamientos anteriores, agrupados con *S. cepivorum* aislado CBS 276.93, tuvieron una similitud de 85%. El aislado CBS 276.93 de *Sclerotium cepivorum* y los aislamientos de *S. perniciosum* CBS 274.93 y 275.93, fueron similares en color de colonia, número de esclerotes por placa y color de los esclerotes. El estudio resolvió o confirmó la ubicación taxonómica de ocho especies de *Sclerotium*, dentro de géneros de los Ascomicetos y Basidiomicetos; confirmando, además, con el análisis filogenético, el reporte de Carbone y Kohn (1993) que *S. cepivorum* pertenece a la familia *Sclerotiniaceae*, al igual que *S. denigrans* y *S. perniciosum*.

Cortez-Pérez y Guevara-González (2015), en México, para la detección molecular de *Sclerotium cepivorum* en suelos, usaron la amplificación de secuencias espaciadoras internas de transcripción (ITS) y se trabajó con los aislados Tecubur, Roural, Natubac-5, Soil Gaund, Cabrio y Blindaje 5D y Cortazar: Se probó lo útil de la detección molecular amplificando las regiones ITS de *Sclerotium cepivorum*, y se considera una estrategia eficiente, específica y sencilla para su identificación en muestras de plantas y suelo.

Sallam *et al.* (2009) evaluaron aislados de *S. cepivorum* europeos y egipcios mediante el patrón de isoenzimas de esterasa y se halló dos bandas principales (flechas) de diferente densidad y parecen ser indicadores de diferencias entre los aislamientos probados. Por otro lado, el patrón de bandas de ADN, muestra siete grupos genéticamente diferentes. No se halló correlación entre los patrones de isoenzimas de esterasa, patrones de proteína y ADN de los aislamientos de *S. cepivorum* y su virulencia u origen geográfico.

Por otro lado, Luna y Ponce (2001), en México, utilizaron aislamientos, de *S. cepivorum*, de los estados de Aguascalientes, Guanajuato y Zacatecas para analizar el grado de variabilidad por medio del Polimorfismo de los Fragmentos Amplificados al Azar (RAPD), y se halló que los aislamientos tenían un patrón genético similar, una disimilitud genética promedio de 9,4% y en el dendograma había una tendencia de agrupamiento según la región de origen del aislamiento. En Nueva Zelanda, también se estudió la variabilidad genética de *S. cepivora* (Tyson *et al.* 2002), donde se trabajó con 231 aislamientos (Nueva Zelanda, Australia, Brasil, Canadá, Alemania, Países Bajos, España, Suiza y Reino Unido) de cebolla y ajo, mediante análisis de compatibilidad micelial, UP-PCR y RAPD, y se halló que: la mayoría de los aislamientos de diferentes regiones y hospedantes (cebolla y ajo) se agruparon en GCM 1, 5 y 8; seis grupos basados en la combinación del cebador UP-PCR L15 y el cebador RAPD OPAX15; resultando que la diversidad genética de la población de *S. cepivora* en Nueva Zelanda, es baja.

En Colombia, Prieto (2016) con 65 aislamientos de *S. cepivorum* del suelo de los departamentos de Boyacá, Cundinamarca y Santander, estudió las características biológicas y la diversidad genética mediante el análisis de polimorfismo de secuencias aleatorias RAPDs, análisis de restricción y secuenciación de la región ITS y análisis de secuencias de espaciadores internos de transcripción (ITS); y halló una baja diversidad inter e intra poblacional del patógeno, al no encontrar patrones de corte polimórfico, para el análisis de secuencias se estableció que la región ITS de *S. cepivorum*, es una región altamente conservada, y el agrupamiento de secuencias tiene porcentajes de similitud mayores al 80%. Finalmente, el micelio creció con un color blanco-grisáceo, superficie plana y lisa, micelios aéreos a manera de manojos de hifas largas, las hifas primarias con células de 9-14 μm de grosor, en los ápices de las hifas ramificadas se forman los primeros esclerotes, negros a la madurez, esféricos, de 200-500 μm de diámetro, superficie limpia y algunos con cierta rigurosidad.

En otro caso (Couch y Kohn 2000), se caracterizaron alrededor de 200 aislamientos de Canadá, Nueva Zelanda, Italia, Países Bajos, Chile, México y Brasil, utilizando GCM, “huellas dactilares” de ADN y polimorfismos de secuencia de ADN del gen EF-1a y cinco regiones genómicas anónimas; y se halló que varios aislamientos de diferentes regiones pertenecían a un mismo GCM y haplotipos multilocus que respaldan la teoría de la dispersión clonal; y mientras que el análisis filogenético proporcionó evidencia de recombinación en la historia evolutiva de *S. cepivora*, y que la probabilidad de haberse diseminado clonalmente en Canadá y Nueva Zelanda, es alta. Lo curioso es que el aislamiento brasileño utilizado es similar a algunos aislados de Chile, Italia, México y Nueva Zelanda; y finalmente, que este patógeno fue diseminado de Europa.

Por su parte, Earnshaw y Boland (1997) señalan que la compatibilidad micelial de *Sclerotium cepivorum*, se puede utilizar como una forma de determinar la heterogeneidad genética o un indicador cualitativo de relación entre aislados; así, cuando las interacciones son compatibles, las hifas de las colonias emparejadas se anastomosan sin deterioro celular ni muerte en el punto de fusión; y en algunas interacciones incompatibles, las hifas de las colonias apareadas fueron inicialmente similares a las de las interacciones compatibles, pero posteriormente se observó deterioro o muerte de las células fusionadas. Además, en las interacciones incompatibles hubo una coloración color marrón rojizo que, en conjunto, mostraron una línea oscura en la unión de las dos colonias; mientras que, en otras incompatibles, las hifas se eludían o se repelían entre sí, sin fusionarse.

En las cebollas, en campo, las diferencias en la incidencia o severidad, pueden ser debidas a variabilidad genética entre los aislados de *S. cepivorum*, o las diferencias en la germinación de los esclerotes, por efecto de los exudados radiculares, lo que responden al contenido en el suelo del cultivo anterior, más que a la resistencia del tejido (Rahe 1981). Sammour *et al.* (2011) señalan que las cepas de hongos que son vegetativamente compatibles con otras, son frecuentemente descritas como miembros de la misma compatibilidad vegetativa o GCM; así, la variabilidad genética de *S. cepivorum*, puede ser asociado con la virulencia, la durabilidad de los esclerotes, la capacidad de germinación de los esclerotes, reacción a fungicidas, o la capacidad de resistir a un agente de control biológico, aunque hay poca información disponible sobre la influencia de la variabilidad genética de *S. cepivorum*, en muchos de estos factores.

Se han realizado estudios sobre la variabilidad genética de *Sclerotium cepivorum* (Earnshaw y Boland 1997), mediante la determinación de grupos de compatibilidad

micelial (GCM), como el realizado con 146 aislamientos de Canadá (Ontario) y 23 aislamientos de otros lugares (Australia, Inglaterra, Países Bajos, Nueva Zelanda, España y Suiza), y se halló que la variabilidad genética entre los aislamientos de Canadá, fue baja, con solo dos GCM detectados, pero mayor (seis GCM) entre los aislamientos de otros países. Por su parte, Earnshaw *et al.* (2000) evaluaron 169 aislamientos de *Sclerotium cepivorum* por la capacidad de incitar lesiones de podredumbre blanca, en tres cultivares comerciales de cebolla (Norstar, Benchmark y Fortress); y se halló que todos los aislados causaron lesiones en las catáfilas, pero hubo diferencias en los diámetros de las lesiones (6.4-39.0 mm), 7 días después de la inoculación, entre aislamiento, cultivar y aislamiento x cultivar. En los nueve grupos de compatibilidad micelial (GCM) y entre cultivares, hubo diferencias en el diámetro de la lesión, pero no entre GCM x cultivar.

Moreno y Acevedo (2002) estudiaron la patogenicidad y la formación de los grupos de compatibilidad micelial (GCM) en 12 aislamientos (Táchira, Mérida y Trujillo, de Venezuela y Pamplona, de Colombia) de *Sclerotium cepivorum* Berk.; hallando, en la patogenicidad (incidencia y severidad) diferencias entre los aislamientos, además se encontraron dos GCM, de los aislamientos T-8 (Táchira) y TR-3 (Trujillo), los cuales expusieron incompatibilidad al ser enfrentados con los demás aislamientos; lo que es una medida indirecta de la variabilidad genética entre aislamientos.

Reyes *et al.* (2003) evaluaron la variabilidad en la virulencia de 15 aislamientos de *S. cepivorum* (Guanajuato, México) y hallaron diferencias significativas entre aislamientos en cuanto a días a la formación de esclerotes (DPE), número de esclerotes (NE), diámetro de colonia (DC) y virulencia (VIR) (como pérdida de peso de bulbos infectados).

Sánchez-Pale *et al.* (2002) investigaron cuatro aislamientos de *S. cepivorum* obtenidos de ajo de San Juan de Acozac (Puebla), Calera de Rosales (Zacatecas), Salamanca (Guanajuato) y de San Miguel de Allende (Guanajuato), en ajo Chileno Santa Martha, Pocitas-0 y Pocitas 750-4. Se encontró diferencias significativas en la intensidad, tasas de avance de la enfermedad, supervivencia del inóculo en el suelo y en la habilidad para macerar tejidos; lo que demuestra una fuerte variación patogénica entre aislamientos. El aislamiento de Salamanca, produjo mayor severidad e incidencia final, más tasa de desarrollo de la enfermedad, y en *in vitro* causó la maceración de los dientes de ajo, de los tres cultivares, con mayor rapidez; contrariamente a lo ocurrido con el aislamiento de Calera de Rosales, San Juan de Acozac. El ajo Chileno Santa Martha fue el más afectado.

Bannoud *et al.* (2014) hallaron que los aislados de *S. cepivorum* LJC 10427, LJC 10428, LJC 10438, LJC 10411 y LJC 10427 no infectaron plántulas de cebolla, al liberar al medio menos de 0,40 g%_{mL} de ácido oxálico; mientras que, los otros 17 aislados produjeron una incidencia variable entre 42 y 100%, con 0,90-1,687 g%_{mL} de ácido oxálico.

Lourenço Jr. *et al.* (2018) afirman que los resultados de los estudios sobre la variabilidad de *S. cepivora*, respaldan la teoría de que sus poblaciones son clonales, con un estado sexual desconocido y que en Brasil hay poca información de la biología de este patógeno.

2.2.5. Hospedantes

S. cepivorum solo infecta a especies del género *Allium* (Johnson 2020).

2.2.6. Infección

Según Johnson (2020), *S. cepivora* afecta principalmente al ajo y la cebolla, y puede inutilizar un campo para cultivar ajo o cebolla durante 40 años, sin hospedante. Las especies de *Allium* pueden ser infectadas en cualquier etapa del cultivo, debido a que la germinación de los esclerotes en el suelo es estimulada por los exudados radiculares y por las condiciones ambientales favorables para la infección (suelo húmedo y temperatura entre 13-18 °C) (Fuga *et al.* 2012), o 9-21 °C (Utkhede 1982). En laboratorio, la incubación óptima es a 20 °C en la oscuridad (Marcuzzo y Luiz 2017). La temperatura óptima para la germinación de los esclerotes es de 20 °C, con un rango óptimo de 15-25 °C y un pH óptimo de 4,8; aunque puede ocurrir germinación a pH cercanos a 8 (Adams y Papavizas 1971). En la Figura 4 se muestra un esclerote en germinación.

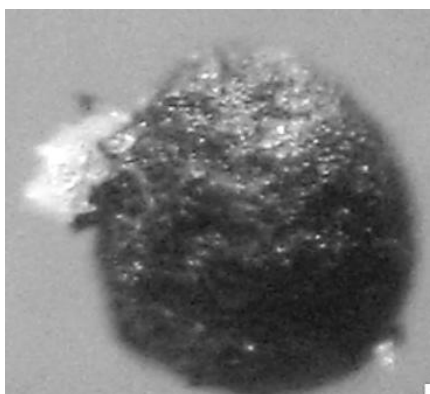


Figura 4: Hifas de *S. cepivorum*, emergiendo de un esclerote.

Fuente: Rodríguez (2009).

La temperatura óptima, del suelo, para la infección es de 15,5 a 18,3 °C, puede ocurrir de 10 a 23,8 °C; y con temperaturas superiores a 25,5 °C, la enfermedad se inhibe. De igual manera, la humedad óptima del suelo para el crecimiento de las raíces de los *Allium*, lo es también para la germinación de los esclerotes; y el micelio, para iniciar la infección, crecerá a través del suelo hasta encontrar la raíz de un *Allium*, creciendo de una planta a otra planta cercana (Johnson 2020). Crowe (2017) refiere que la germinación de los esclerotes se da entre 8,8-20 °C, con un óptimo de 15-17,7 °C y una funcional de 10-20 °C; mientras que, el crecimiento se da con un óptimo de 7,2-22,2 °C y una funcional de 10-21,1 °C, y por encima de 21,1 °C, el micelio se vuelve inestable y/o susceptible al ataque microbiano en suelo, raíces y plántulas, pero puede permanecer latente en bulbos infectados. Finalmente, el micelio del hongo puede crecer 1-2,5 cm en busca de la raíz

La susceptibilidad de las aliáceas depende de la cantidad y calidad de los exudados radiculares (estimulación de germinación de esclerotes) o tejidos que resisten el ataque o la variabilidad patogénica del hongo (Entwistle *et al.* 1994).

Los esclerotes recién formados tiene una latencia de varias semanas o meses, pero pueden mantenerse viables hasta 20 años en el suelo y en ausencia de hospedante (Maude 2006); y estos germinan solo en presencia de exudados de raíces específicos de *Allium*, lo que hace que el patógeno sea altamente específico para las especies de este género (Davis *et al.* 2007). Reddy *et al.* (1992) señalan que el estímulo a la germinación de los esclerotes solo se da por los exudados radiculares de las especies del género *Allium*, los que están constituidos por compuestos no volátiles de sulfóxidos de alkyl y alkenyl-cisteína; compuestos que son metabolizados por bacterias en la rizósfera en el suelo y resultan en compuestos volátiles como los sulfuros de n-propil y alil cisteína, que son los que activan a los esclerotes hasta una distancia de 10 cm de la raíz y hasta 30 cm de profundidad.

La germinación de los esclerotes es eruptiva o miceliogénica (protuberancia en la superficie, ruptura de la cáscara y aparición de masas grandes y densos de micelio) y el estímulo a la germinación de los esclerotes se da con tan solo 15 min de exposición y un tiempo óptimo de 24 h o más, y que con una concentración de 2,5% (v/v) de alil sulfuro se puede lograr un 100% de germinación; mientras que, con una concentración de 20%(v/v) la germinación del esclerote se reduce a 47% (Somerville y Hall 1987).

Entwistle (1990) reporta que la cantidad de esclerotes por kg de suelo, para provocar incidencias de 25 a 40%, varía de 1,5 y 5 000-9 000, que son debidas a condiciones

climáticas, características físicas, químicas y biológicas (antagonistas) del suelo, prácticas culturales, y susceptibilidad de la especie y del cultivar. Swett *et al.* (2019) señalan que en *Stromatinia cepivora* (*Sclerotium cepivorum*), los esclerotes pueden permanecer dormantes en el suelo por más de 20 años, en ausencia de hospedantes, los mismos que son estimulados a la germinación por extractos o exudados de las raíces (solo de aliáceas) que pueden filtrarse hasta 1,27 cm, y en el suelo, siendo un esclerote por 10 kg de suelo suficiente para iniciar la enfermedad, un esclerote por kg de suelo puede provocar pérdidas en rendimiento mesurables y de 10 a 20 esclerotes por kg de suelo resultan en 100% de incidencia. Johnson (2020), indica algo semejante, un esclerote por 9 kg de suelo causará enfermedad y un nivel de pérdida de la cosecha; uno o dos esclerotes por 0,45 kg resultarán en la infección de todas las plantas.

Por otro lado, Pscheidt y Ocamb (2021) señalan que al germinar los esclerotes de *S. cepivorum*, pueden infectar a las plantas hasta un poco más de 30 cm, por debajo de la superficie del suelo; y que, un esclerocio puede infectar a grupos de 20 a 30 plantas colindantes. Además, la actividad fúngica se ve favorecida por suelos fríos y una vez que el patógeno se establece en un campo es muy difícil cultivar aliáceas, exitosamente.

La infección de plántulas es poco frecuente y la primera infección, frecuentemente, aparece en plantas con tres a cinco hojas; siendo las raíces y la placa del tallo los primeros órganos en ser atacados (Massola Jr. *et al.* 2016). Granados (2005), también, reporta que la podredumbre blanca de la cebolla y del ajo, se puede presentar en el campo en cualquier estado de desarrollo y aumenta a medida que el desarrollo radicular también aumenta.

Metcalf y Wilson (1999) señalan que *S. cepivorum* (aislado SC4), penetra en la epidermis de la raíz mediante apresorios y cojines de infección e hifas que ingresan entre las uniones de la pared celular, crecen intracelularmente en la epidermis e hipodermis, hacia la corteza, provocando la muerte de las células penetradas. Las paredes celulares se degradan antes que las puntas de las hifas las alcancen, lo que evidencia la actividad enzimática extracelular del hongo para degradarla; pero la epidermis y la hipodermis resisten la degradación enzimática, por contener celulosa y lípidos, y la hipodermis está rodeada de suberina. La abundancia de fenoles (inhiben enzimas extracelulares) en la epidermis más que la hipodermis, y las enzimas de alto peso molecular tienen dificultad en atravesar la epidermis e hipodermis y no ser degradadas; hecho que beneficiaría a *S. cepivorum*, ya que la epidermis e hipodermis no podrían ser colonizadas por hongos saprofitos que puedan competir por nutrientes o producir toxinas inhibidoras o enzimas,

contra el patógeno. *S. cepivorum* produjo dos poligalacturonasas (PG) y dos pectinesterasas (PE), en medio de cultivo, las cuales se difunden varios mm adelante de la hifa infectiva, las que también fueron encontradas junto a otra PG y PE, en raíces de cebolla infectadas. La PG y la PE extracelulares se encontraron presentes en la zona de degradación de la pared celular, antes de la infección.

Stone y Armentrout (1985) hallaron que *S. cepivorum*, produjo ácido oxálico en medio de cultivo y en tejido de cebolla infectado, con una concentración de 3,3 mg por g de peso seco inicial de tejido y a los 12 días después de la inoculación y cuando se completó la maceración del tejido; lo que sugiere que la maceración del tejido de la cebolla por el hongo, puede ser por acción sinérgica del ácido oxálico y la endopoligalacturonasa (PG), como se ha demostrado en el caso de *Sclerotium rolfsii* y *Sclerotinia sclerotiorum*, al reducir el pH a un nivel óptimo para la acción enzimática del patógeno. Maude (2006) refiere que *S. cepivorum* daña el tejido de *Allium* durante la infección, al degradar las paredes celulares de las plantas y mediante la secreción de una toxina fúngica, el ácido oxálico, que juega un rol central en la patogenicidad de la pudrición blanca; y otros investigadores (Guimaraes y Stotz 2004) sugieren que el ácido oxálico producido por *S. sclerotiorum*, provoca marchitez por la desregulación de las células protectoras, los poros estomáticos de *Vicia faba* se abren durante la noche, interfiere con el ácido absísico, facilita la penetración en la superficie y permite que el patógeno abandone con facilidad una hoja infectada, producir esclerotes y propagar más infecciones.

2.2.7. Síntomas

Según Johnson (2020), la podredumbre blanca puede pasar desapercibida en un campo durante un período de tiempo. Los síntomas usualmente se notan a los 60 días después de la siembra y difieren de acuerdo al estado de desarrollo de la planta y la duración de las condiciones favorables en el suelo, principalmente (Granados 2005). El síntoma típico y característico es el amarillamiento y muerte regresiva de las hojas más viejas y que comienza en las puntas y progresa hacia abajo, seguido de la muerte de las hojas afectadas y posterior muerte de la planta (Massola Jr. *et al.* 2016). Debido a la muerte de las raíces, las plantas afectadas son fácilmente extraídas del suelo, y en los órganos subterráneos, el hongo puede ser visible como un micelio blanco superficial y esponjoso (Entwistle 1990). En el bulbo con pudrición blanca se observa micelio blanco, junto pequeños esclerotes

negros (Massola Jr. *et al.* 2016). El patógeno puede continuar descomponiendo los bulbos almacenados si tiene temperatura y humedad adecuadas (Crowe 1995).

Swett *et al.* (2019) mencionan que *S. cepivora* (*S. cepivorum*) ataca a cultivos como ajo, cebolla u otras aliáceas, causando síntomas en las hojas, las cuales muestran marchitez, amarillamiento y muerte regresiva; mientras que, en las raíces se produce pudrición al igual que en el bulbo en el que es semiacuosa y puede arrancarse fácilmente; y la enfermedad prospera en temperaturas de 10 a 23,9 °C, con un óptimo de 15,6 a 18,3 °C, y temperaturas superiores a 25,6 °C inhiben la enfermedad; y que la humedad del suelo favorable para la cebolla y el ajo, lo es también para el patógeno.

Por otro lado, Pscheidt y Ocamb (2021) consideran que en la planta enferma por *S. cepivorum*, las hojas más viejas colapsan primero y hay presencia de pudrición de raíces y del bulbo, la que puede continuar en almacén si la humedad no es baja. Ferry-Abee (2014) señala que los síntomas se presentan pocas semanas antes de la cosecha.

La temperatura y el pH óptimos para el desarrollo de la enfermedad es de 15°C con un rango de 10-18°C y un pH de 6,1 con un rango óptimo de 5,4-7,8 (Adams y Papavizas 1971). El desarrollo de la pudrición blanca del ajo y la cebolla se ve favorecido por condiciones de suelo fresco y húmedo (Johnson 2020).

2.2.8. Diseminación

Las raíces a menudo se extienden horizontalmente, proporcionando un camino directo para el crecimiento del micelio a las plantas cercanas, por lo que las plantas infectadas tienden a aparecer en grupos desde unas pocas hasta 40 o más plantas adyacentes (Crowe y Hall 1980). Según Crowe (1995), el micelio de *S. cepivorum*, se propaga de planta a planta por el contacto entre las raíces infectadas con las sanas, si están separadas entre 1 a 2 cm. Pscheidt y Ocamb (2021) reportan que la enfermedad se propaga junto con los bulbillos o plántulas infectadas, el pastoreo de animales y movimiento de suelo infestado. En otro caso, Ferry-Abee (2014) señala que el patógeno es llevado con facilidad en los dientes semilla de ajo, suelo, equipos mecánicos, agua de riego, y cuando el agua de riego es usada en las aplicaciones de agroquímicos, se reporta (Adams 1979) hasta 0,2 esclerotes por litro de agua con una asperjadora. Los esclerotes pueden ser diseminados por medio de plantas enfermas, movimiento del agua y del suelo, herramientas, equipos, o por el hombre (Johnson 2020).

Por otra parte, Ramírez *et al.* (2002) hallaron que el ácaro *Rhizoglyphus robustus*, puede transportar fragmentos de micelio y esclerotes del hongo, por medio de sus piezas bucales y sus excretas.

2.2.9. Control químico

Una vez establecido, *S. cepivora* es difícil de erradicar con los tratamientos de campo desarrollados (Fuga *et al.* 2012). Lourenço Jr. *et al.* (2018) refieren que las estrategias clave para el control de la podredumbre blanca de la cebolla y el ajo, causada por *S. cepivora*, son minimizar la introducción y propagación del patógeno, reducir la población de esclerotes en el suelo y proteger al cultivo en crecimiento, usando tácticas culturales, físicas, químicas y biológicas; así, el uso de fungicidas se da en todo el mundo, aplicados al suelo (a la siembra y después de siembra), al follaje o al cuello de la planta, o combinaciones de suelo y follaje, a la semilla de ajo. Por otro lado, señalan que los fungicidas aplicados antes de la siembra, es difícil que permanezcan efectivos durante toda la campaña; y que estos no solo protegen al cultivo, sino que también reducen la población de esclerotes en el suelo y la optimización de la aplicación de fungicidas es una prioridad de investigación continua para mejorar su eficacia.

Woodhall *et al.* (2022) reportan que *S. cepivora*, es capaz de producir la muerte completa de las plantas y produce grandes cantidades de esclerotes y el manejo es desafiante debido al largo tiempo de sobrevivencia del esclerote en el suelo y los agricultores no confían en el control químico y evitan plantar especies de *Allium* en suelos infestados.

Granados y Wang (2005) consideran que el uso de fungicidas para el control de *S. cepivorum*, en Costa Rica, no es muy factible debido a la ineficacia en reducir el inóculo, riesgo de degradación en el suelo y altas dosis (riesgo de residuos) y no se logra una buena cobertura del sitio de infección (base del bulbo). Según Villalta *et al.* (2008), los fungicidas no son una solución a largo plazo al problema de la pudrición blanca porque no provocan la muerte de los esclerotes, directamente y el control es difícil, sobre todo en suelos con altos niveles de esclerotes, a pesar del uso de fungicidas efectivos. Flores y Garzón (2013) señalan que, en campo, las dosis subletales de un fungicida puede estimular fuertemente el crecimiento micelial y la virulencia de un hongo, en vez de inhibirla; mientras que Hu *et al.* (2020) señalan que, en el uso de fungicidas contra patógenos de plantas, el fenómeno de baja dosis-estimulación y alta dosis-inhibición, refleja un comportamiento biológico llamado hormesis, habiendo sido reportados varios

fungicidas en esta condición; y hallaron un efecto estimulador del crecimiento del micelio de *S. sclerotiorum* en medio PDA y a dosis bajas.

Tyson *et al.* (2008) mencionan que las medidas de control químico de *S. cepivorum* deben iniciarse antes de que ocurra la infección y antes de que las temperaturas del suelo sean propicias para la germinación de los esclerotes y la infección de las raíces; lo que puede lograrse monitoreando la temperatura del suelo y el desarrollo de los cultivos. Así, en la región de Pukekohe de Nueva Zelanda de 1989 a 2007, se halló correlación entre la efectividad de los fungicidas y las temperaturas diarias promedio acumuladas del suelo por encima de una temperatura base (grados día de la podredumbre blanca), modelo que se usó para determinar el momento óptimo de aplicación de los fungicidas. La enfermedad normalmente ocurre cuando se alcanzan los 250 grados día. Cuando se aplica después de esa cantidad de grados día, el control relativamente bajo y es mejor cuando se aplica antes de que se observe la enfermedad y con 100 y 200 grados día de la podredumbre blanca

Hay diversos trabajos de investigación y publicaciones sobre el uso de fungicidas en el control de *S. cepivorum*, como el de Zewide *et al.*, (2007), demostraron la utilidad de la aplicación de tebuconazole y captan, con efectos similares en el control de *S. cepivorum*, en semillas de ajo, en suelos infestados con más de 20 esclerotes por 500 g de suelo en Etiopía. Pung *et al.* (2007), reportan que Amistar, Bayfidan, Filan, Folicur, LEM 17, Switch y Sumisclex, han demostrado actividad de control de *S. cepivorum*, y que es importante en la eficacia de los fungicidas la humedad del suelo y el volumen de aplicación, y la aplicación al follaje o al suelo. Bayfidan fue uno de los mejores productos y que tebuconazole ha sido detectado en el suelo un año después de su aplicación. Pung *et al.* (2008), hallaron que al aplicar tebuconazole (430 g de i.a. ha⁻¹), mezclado con cal súper 100-150 kg ha⁻¹, y aplicados debajo de la semilla, redujo significativamente la incidencia de pudrición blanca de la cebolla desde 53-60 % a 38-33 %, con 0-10 esclerotes por kg de suelo y de 61% a 9,5% en suelo volcánico con 78-80 esclerotes por kg de suelo, pero fue inefectivo (Villalta *et al.* 2008) con más de 300 esclerotes por kg de suelo; y que la presencia de plantas con raíces y bulbos infectados, pero sin síntomas en la parte aérea, indicaba que la actividad residual del tebuconazole era baja al final de la campaña.

Delgadillo *et al.* (2002) probaron el control de *S. cepivorum* con tebuconazole (Folicur 250 EW con una dosis de 2 L ha⁻¹) y 0, 10, 25 y 50 esclerotes kg⁻¹ de suelo) y hallaron que la incidencia y pérdida de peso, aumentó en relación directa con la densidad de

inóculo; y que la eficacia del tebuconazole era mejor con densidades bajas de inóculo y que tres aplicaciones después de la siembra del ajo eran mejor que dos aplicaciones.

Onion World (2011) señalan que, en el mercado de USA, hay nuevos fungicidas (Folicur, Switch, Cannonball, Luna Privilege y Fontelis. para controlar la podredumbre blanca y como no hay control biológico, los productores dependen en gran medida de estos fungicidas, el gran desafío es evitar generar resistencia del patógeno. Por lo que se recomienda rotar entre diferentes fungicidas químicos para retrasar y/o prevenirla. Folicur es considerado el mejor fungicida en California y que los fungicidas probados no tienen acción contra la germinación de los esclerotes en el suelo y solo funcionan únicamente reduciendo el crecimiento del hongo. Así mismo, cuando la cantidad de esclerotes en el suelo es grande y para un buen control, se recomienda aplicar primero el disulfuro de alilo (DADS) u otro estimulante de la germinación del esclerote (aunque es costoso, reduce la población de esclerotes hasta 98%), más fungicida. Es común la aplicación de Folicur en bandas de 4 a 6 pulgadas sobre las hileras de semillas, después de la plantación, pero hay agricultores que indican que afecta el brotamiento de las plantas; por lo que se están buscando nuevas formas de aplicación.

Villalta *et al.* (2012) reportan que boscalid y tebuconazole proporcionaron un control muy efectivo en el control de *S. cepivorum* y que azoxystrobin y triadimenol tienen potencial de control en cebolletas, y que el DADS sintético (disulfuro de dialilo al 78 %), inyectado en el suelo antes de cultivar las cebolletas, fue muy eficaz (dos aplicaciones de DADS a 5 o 10 L por ha fueron más efectivas que una aplicación) y el control fue más efectivo cuando se combinó DADS con boscalid.

Por su parte, Ferry-Abee (2014) y Ferry-Abee y Davis (2014) evaluaron diferentes fungicidas encontrando que tebuconazole fue el fungicida más eficaz, al igual que la mezcla pentiopirad más fluopyram (0,98 kg de producto comercial por ha); mientras que, boscalid y fludioxonil no fueron efectivos; además, que era suficiente una sola aplicación antes de la plantación en una banda de 10 a 15 cm sobre la semilla enterrada a 2,5-5 cm de profundidad. Así mismo, no se detectaron diferencias significativas en la sensibilidad al tebuconazole entre los aislados de *S. cepivorum* y que este fungicida se disipaba menos en suelos con alta capacidad de intercambio catiónico (vida media más larga) que, en suelos franco arenosos, lo que significa que se puede reducir la cantidad de tebuconazole aplicado en estos suelos. Finalmente hallaron que al menos 5 ppm de tebuconazole en dientes de ajo o 9 ppm de tebuconazole en el suelo reducen fuertemente la infección.

Dilbo *et al.* (2015), en Etiopía, hallaron que el fungicida Apron Star 42 WS (thiamethoxam, metalaxyl –M y difenoconazole) combinado con *T. hamatum* y *T. viride*, mostraron un mejor control de *S. cepivorum* (sin incidencia), seguidos de *T. viride* solo y Folicur (tebuconazole) combinado con *T. hamatum*, con una incidencia de 11,1%.

En otro caso, Davis *et al.* (2015), para el control de *S. cepivorum*, recomiendan Folicur (tebuconazole) aplicado a la línea de la semilla a una dosis de 1,44 kg de producto comercial líquido por ha y en una banda de 10 cm y Maxim (fludioxonil) aplicado a la semilla a razón de 4,5 kg por 100 kg y en la línea de la semilla a una dosis de 1,99 L de producto comercial líquido por ha.

Wilson (2017) señala que los fungicidas usados para el control de *S. cepivorum* deben aplicarse al suelo a principios de la temporada antes de la infección y son más efectivos en suprimir la enfermedad, al concentrar el fungicida en la zona del plato basal del tallo de la cebolla o ajo; y que hay varios fungicidas que son efectivos sobre la pudrición blanca como tebuconazole (Tebustar) y penthiopyrad (Fontelis), probados en California (USA) y trabajan mejor cuando la población de esclerotes es baja y las condiciones no son las óptimas para un rápido desarrollo de la enfermedad. El mismo autor halló que con 1000 ppm de tebuconazole se producía solo el 10% de germinación de esclerotes; a diferencia de boscalid, fludioxonil, penthiopyrad y fluopyram que era superior a 90%; y a 100 000 ppm, la germinación de esclerotes era de 0% con tebuconazole y con fludioxonil; así mismo, el crecimiento del micelio era menor al 20% con 10 ppm de tebuconazole; y finalmente con 15 ppm de tebuconazole en suelo orgánico, se mantenía la concentración hasta los 60 días después de la aplicación, en cambio con 10 ppm en suelo arenosos, la concentración se mantenía solo hasta 10 días después de la aplicación, en ambos casos a los 150 días la concentración llegó a cero.

En otro caso, Swett *et al.* (2019) recomiendan para el control de *S. cepivorum* fungicidas a base de tebuconazole (Orius 3.6 F, dosis 1,44 kg de producto comercial líquido por ha), penthiopyrad (Fontelis, a una dosis 1,68 kg de producto comercial líquido por ha), boscalid (Endura, dosis 0,48 kg de producto comercial sólido por ha) y fludioxonil (Cannonball WG, dosis 0,49 kg de producto comercial sólido por ha); todos ellos aplicados al suelo en una banda de 15 cm, antes de la plantación. Turini (2019) probó fungicidas para controlar *S. cepivorum* y halló que uno de los mejores fue tebuconazole (Tebuzol 3.6F, dosis de 1,44 kg de producto comercial líquidos por ha) y con similar efecto flutriafol (Rhyme, dosis de 0,98 kg de producto comercial líquido por ha).

Shewakena *et al.* (2020), en Etiopía, hallaron que el fungicida Apron Star 42 WS (thiamethoxam, metalaxyl –M y difenoconazole) fue el más efectivo en reducir la pudrición blanca por *S. cepivorum* y mayor rendimiento, con aplicación al diente semilla y aplicación al diente semilla más aplicación foliar; la sola aplicación al diente semilla de Apron Star redujo la severidad inicial y final, y la incidencia en 64,7; 70,9; y 80,6%, respectivamente, comparado con el testigo sin fungicida.

Pscheidt y Ocamb (2021), para el control químico de *S. cepivorum*, recomiendan Fontelis (penthiopyrad) de 1,24 a 1,68 kg de producto comercial líquido por ha con intervalos de 7 a 14 días y de 0,11 a 0,15 g por m lineal de surco, como aplicación al suelo; Orius 3.6F (tebuconazole), a una dosis 1,44 kg de producto comercial líquido por ha en el surco más dos aplicaciones foliares con dosis de 0,28 a 0,42 kg de producto comercial líquido por ha; Miravis Prime (pydiflumetofen/fludioxonil) con 0,72 a 0,80 kg de producto comercial líquido por ha en intervalos de 7 días; Quilt Xcel (azoxystrobin/propiconazole) de 1,23 a 1,82 de producto comercial líquido por ha en un intervalo de 7 a 10 días; Switch 62.5 WG (cyprodinil/fludioxonil) con 0,49 a 0,98 kg de producto comercial líquido por ha al momento de la siembra como rociado en surcos; y Cannonball (fludioxonil) con 0,49 kg de producto comercial sólido por ha, aplicado en el surco antes de colocar la semilla.

Según el FRAC (2023) boscalid, fluopyram y penthiopyrad son fungicidas que afectan la respiración, código C2 con sitio de acción en el complejo II succinato deshidrogenasa, pertenecen al grupo SDHI (inhibidor del succinato deshidrogenasa); penthiopyrad pertenece al grupo químico pirazol-4-carboxamida, boscalid a al grupo piridina-carboxamida y fluopyram a piridinil-etil-benzamida; además, que se reporta resistencia en varias especies de hongos en poblaciones de campo y mutantes en laboratorio y que el riesgo de resistencia a fungicidas es medio a alto. Tebuconazole afecta la biosíntesis del esterol en la membrana, código G1 cuyo sitio de acción es la demetilación del C14 en la biosíntesis del esterol (erg11/cyp51), pertenece al grupo DMI (inhibidor de la metilación), SBI: clase I; grupo químico de los triazoles; además, que se reporta resistencia en varias especies de hongos, así como resistencia cruzada, aunque no hay resistencia cruzada entre clases y que el riesgo de resistencia a fungicidas es medio. Polyoxin afecta la biosíntesis de la pared celular, código H4 cuyo sitio de acción es la síntesis de la quitina, pertenece al grupo polyoxinas; grupo químico de los peptidil pirimidina nucleósidos; además, que se reporta resistencia y que el riesgo de resistencia a fungicidas es medio. Fludioxonil afecta las señales de transducción, código E3 cuyo sitio de acción es el MAP/ Histidina-

Kinasa, en la señal de transducción osmótica (os-2, HOG1), pertenece al grupo de las PP-Fenil-Pirroles; grupo químico de los Fenil-Pirroles; además, que se reporta resistencia esporádica y que el riesgo de resistencia a fungicidas es bajo a medio.

En la región Arequipa se han llevado a cabo trabajos de investigación sobre el control de *S. cepivorum* como el de Flores (1995), quien trabajó con siete fungicidas en cebolla ‘Roja Americana’, hallando que los fungicidas Folicur (tebuconazole), Sumisclex (procymidone), Rhizolex T (tolclofos metil + thiram) y Pentacloro Saume (pentacloronitrobenceno) fueron eficientes cuando se aplicaron por inmersión de plántulas antes del trasplante y una segunda aplicación al cuello de la planta a los 60 días después del trasplante. Gonzales y Mattos (2018) hallaron que boscalid (Cantus 500 WG), a una dosis de 2 g por litro de agua, fue el más efectivo en el control de *S. cepivorum*. El SENASA (2023) tiene registrados productos comerciales con los siguientes ingredientes activos (para el control de la podredumbre blanca del ajo y de la cebolla causada por *Sclerotium cepivorum*): benomyl, cardendazim, iprodione, thiabendazole, flutolanil, procymidone, quintozene y carboxin.

Ceballos (2017) hace referencia a la degradación de los fungicidas fluopyram y penthiopyrad, reportando que en el suelo fluopyram se degrada por acción microbiana lentamente, con un promedio de vida de 239 días, formando fluopyram benzamida y ácidos carboxílicos (PCA), resiste la hidrólisis y en la degradación lumínica da lugar a la lactama. Mientras que en el caso de penthiopyrad, la degradación por luz es rápida y en el suelo es aeróbica, dando lugar a metabolitos como la amida (PAM), derivados oxidados 753-A-OH y 753-F-DO, ácidos carboxílicos PCA y DM-PCA, sin embargo, se ha encontrado al fungicida y sus metabolitos en cantidades considerables entre 140-269 días, después de la aplicación; y la degradación es menor rápida, en condiciones anaeróbicas.

Aldana (2020) reporta que tebuconazole es fuertemente adsorbido en el suelo y en los primeros 5 cm; y Han *et al.* (2021) encontraron que el tebuconazole aplicado repetidamente al suelo resulta en acumulación de residuos y efectos negativos en la ecología del suelo, y con mayor efecto las altas dosis. Así mismo, se identificaron posibles géneros de bacterias degradadoras como *Methylobacterium*, *Burkholderia*, *Hyphomicrobium* y *Dermaococcus* y que las altas dosis desfavorecían a *Methylobacterium*, pero favorecieron a *Burkholderia*, *Hyphomicrobium* y *Dermaococcus*.

Otras formas químicas de control fueron los trabajos de Elshahawy *et al.* (2021), que aplicaron sales de silicio y silicato al 0,3%, en suelos infestados naturalmente para el control de *S. cepivora* y hallaron una fuerte reducción de la enfermedad y mayor rendimiento de ajo y cebolla; y que el silicato de potasio y el metasilicato pentahidratado de sodio fueron los más efectivos y el silicato de calcio el menos efectivo. Las sales de silicio y silicato provocaron un aumento de la enzima deshidrogenasa y del CO₂, en el suelo, así como un estímulo en los mecanismos de defensa de las plantas. Darwesh *et al.* (2022), hallaron que la solarización combinada con fungicidas como el tebuconazole dio excelentes resultados en el control de *S. cepivora*.

El papel de los sulfóxidos o su descomposición de productos en la promoción de la germinación de esclerotes de *S. cepivorum* latentes en el suelo proporcionaron la idea para el uso de aceite sintético de *Allium* como herramienta para el manejo de enfermedades (Coley-Smith y Parfitt 1986). Elshahawy *et al.* (2019) aplicaron aceite de cebolla, aceite de ajo, polvo de cebolla, polvo de ajo y residuos de ajo y de cebolla, como estimulantes de la germinación de esclerotes de *S. cepivora*. Trabajaron en dos campos comerciales infestados naturalmente, 45,9 y 594,7 esclerotes kg⁻¹ de suelo, respectivamente y hallaron que en el suelo con menor densidad de inóculo, hubo buen control y producción, en el año de la aplicación de los estimulantes y en el siguiente año; mientras que, en el campo con alta densidad en el segundo año de cultivo, el control y el rendimiento fueron bajos.

Darwesh y Elshahawy (2021) reportan que las nanopartículas de plata (AgNPs), pueden ser usadas como nanofungicidas para el control de la podredumbre blanca y como nanofertilizante en la producción de ajo y de cebolla.

El-Sheshtawi *et al.* (2013) hallaron que metabolitos secundarios (en filtrados de *S. cepivorum*, en medio de cultivo), con solventes orgánicos como etil acetato, metanol y cloroformo, a diferentes concentraciones, evitaron totalmente la formación y germinación de los esclerotes de *S. cepivorum*, y sugieren identificar los compuestos bioactivos.

III. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. LUGAR DE EJECUCIÓN

3.1.1. Muestreo de plantas enfermas para aislamiento.

Para el aislamiento de *S. cepivorum*, se muestreó plantas de ajo con síntomas de podredumbre blanca (abril y mayo de 2022), en ocho distritos de diferentes provincias de tres regiones en el Perú (Arequipa, Ayacucho y Junín); y se detallan en la Tabla 1.

Tabla 1: Distrito muestreado, provincia y región, colector, altitud y coordenadas UTM, para el aislamiento, análisis morfológico y molecular de *S. cepivorum*.

Distrito	Anexo/Lote/ Parcela	Provincia y Región	Colector	Coordenadas UTM	Altitud (m s.n.m.)
Yarabamba	Sogay-La Pampa	Arequipa/ Arequipa	Judith Tito Pérez	-16.5674868, - 71.4405426	2 600
Polobaya	San José de Uzuña	Arequipa/ Arequipa	Elida Mamani Sanga	-16.57168, - 71.36079	3 305
La Joya	Lote 21 Lat.1, Irrig. La Joya Antigua	Arequipa/ Arequipa	José Luis Juárez Meza	-16.42051, - 71.82347	1 620
Sabandía	El Molino.	Arequipa/ Arequipa	Arturo Cabiedes Cuentas	-16.45742, - 71.50000	2 390
Majes	Parcela 77, Sección C-1, Irrig. Majes.	Caylloma/ Arequipa	Aurelio Pulcha Hernani	-16.31353, - 72.28419	1 410
Chongos Bajo		Chupaca/ Junín	Gilberto Torres Suarez	-12.13352, - 75.26960	3 269
San Pedro	Huastacca	Lucanas/ Ayacucho	Claudio Ccoyllo Guillermo	-14.77185, - 74.09379	3 097
Sachaca	La Chiriguana	Arequipa/ Arequipa	Alexander Beltrán Gutiérrez	-16.42971, - 71.58085	2 440

3.1.2. Aislamiento de *S. cepivorum*, extracción de ADN y secuenciación

El aislamiento y extracción de ADN (mayo y junio 2022), se llevaron a cabo en la Clínica de Diagnóstico en Fitopatología y Nematología de la Universidad Nacional Agraria La Molina (UNALM), Lima-Perú; y la secuenciación la realizó MacroGen (Corea del Sur).

3.1.3. Caracterización morfológica

Se realizó en el Laboratorio de Investigación en Fitopatología de la Universidad Nacional de San Agustín de Arequipa (UNSA), Arequipa, Perú; entre julio y agosto de 2022.

3.1.4. Eficiencia de siete fungicidas

a) Eficiencia *in vitro*

Se realizó en el Laboratorio de Investigación en Fitopatología de la UNSA, en abril de 2021.

b) Eficiencia en campo

Se llevó a cabo (abril a septiembre de 2021), en un campo de producción comercial de ajo ‘Napurí’, infestado naturalmente en campañas anteriores, en la Irrigación La Joya Antigua, Lote 93-A Lateral 1-A-5, distrito de La Joya, provincia y región Arequipa; con Coordenadas UTM: -16.43453, -17.85181.

3.2. MATERIALES Y MÉTODOS

3.2.1. Aislamiento de *S. cepivorum*.

Se requirió de plantas de ajo con síntomas de *S. cepivorum*; unidad vehicular; lampas; GPS; bolsas de plástico; tarjetas para identificación; marcador permanente. En el laboratorio se requirió de cámara de flujo laminar, medio PDA, ácido láctico, placas de Petri, alcohol, etc.

Se tomó seis plantas de ajo con suelo, mostrando síntomas y signos de *S. cepivorum*, en los distritos de Yarabamba, Polobaya, La Joya, Sabandía, Majes, Chongos Bajo, San Pedro y Sachaca, las que se colocaron en bolsas de polietileno debidamente identificadas y se enviaron a la Clínica de Diagnóstico en Fitopatología y Nematología de la UNALM; en donde y de acuerdo a su protocolo de aislamiento e identificación, se aisló e identificó a *S. cepivorum*. Los aislamientos puros se colocaron en placas de Petri con PDAA (PDA+ácido láctico, como bactericida), para extraer el ADN.

3.2.2. Caracterización morfológica de aislamientos de *S. cepivorum*

En el laboratorio de investigación en Fitopatología de la UNSA, se requirió de cámara de flujo laminar, medio PDA, bactericida, placas de Petri, alcohol, microscopio compuesto, software para medición directa de esclerotes, etc.; se midió el crecimiento del micelio, formación, tamaño y forma de los esclerotes. Se empleó un diseño completo al azar con ocho tratamientos (aislamientos) y diez repeticiones, a cuyos resultados se efectuó un

análisis de varianza y la prueba de Duncan con $\alpha=0,05$ de probabilidad. Para el crecimiento del micelio se realizó un análisis de regresión simple, para determinar la tasa de crecimiento.

a. Crecimiento del micelio

De cultivos puros de cada aislamiento de *S. cepivorum* en medio PDA, con bactericida, y con la ayuda de un sacabocado se extrajo un disco de PDA con micelio en activo crecimiento (un cm de diámetro) y se lo colocó en el centro de placas de Petri con medio PDA con bactericida. Se empleó 10 placas de Petri con PDA por cada aislamiento, las que fueron incubadas a 20 °C. Se midió el diámetro de crecimiento del micelio a las 12, 24, 36, 48, 60, 72 y 84 horas después de la siembra (hds) o de haberse colocado el disco con micelio.

b. Días a la formación del esclerote, diámetro y forma

En las mismas placas de Petri utilizadas para el crecimiento del micelio se evaluó los días al inicio de la formación de los esclerotes, así como el diámetro y la forma de los mismos. En cada una de las 10 placas de Petri con *S. cepivorum* se contó los días transcurridos desde la siembra del hongo hasta la presencia de esclerotes. Concluida la formación de esclerotes y con la ayuda de una pinza pequeña, se separaron 10 esclerotes de cada una de las 10 placas de Petri y se colocaron en un portaobjetos con una gota de agua y se cubrió con un cubreobjetos. Se midió el diámetro de cada esclerote con un microscopio con software para medida directa del diámetro, en milímetros. Simultáneamente se contó los esclerotes que presentaban deformidades y se calculó el porcentaje.

3.2.3. Extracción del ADN de aislamientos de *S. cepivorum* y análisis molecular.

Se requirió de cultivos puros de *S. cepivorum*, en placas de Petri, con medio PDAA, de los diferentes aislamientos. Para el PCR, se utilizaron cebadores universales para la región ITS. La extracción de ADN, lo realizó la Clínica de Diagnóstico en Fitopatología y Nematología de la UNALM, con un protocolo establecido por el laboratorio. Las concentraciones de ADN, encontradas en los aislamientos se muestran en la Tabla 2.

La secuenciación fue realizada por MacroGen en Corea del Sur, según sus propios métodos; y el análisis de las secuencias se comparó con la data de base del NCBI.

Tabla 2: Concentración de ADN encontradas en cada aislamiento.

Lugar de aislamiento	Concentración	Unidades	260/280
Yarabamba-Arequipa	61,4	ng/ μ l	2,19
Polobaya-Arequipa	78,7	ng/ μ l	2,26
La Joya-Arequipa	114,2	ng/ μ l	2,26
Sabandia-Arequipa	26,1	ng/ μ l	2,31
Majes-Arequipa	147,2	ng/ μ l	2,22
Chongos Bajo-Junín	91,2	ng/ μ l	2,30
San Pedro-Ayacucho	66,3	ng/ μ l	2,24
Sachaca-Arequipa	241,4	ng/ μ l	2,19

Para el análisis molecular se construyó un árbol filogenético, en base a de datos de 16 secuencias (“dataset_16”): ocho obtenidas de los aislamientos locales y ocho obtenidas del GenBank (<https://www.ncbi.nlm.nih.gov/genbank/>): MH855138 (*Sclerotium perniciosum*) (Vu et al. 2019); MH862400 *Sclerotium perniciosum* (Vu et al. 2019); MH855222 *Sclerotinia sulcata* (Vu et al. 2019); LC424435 *S. cepivora* (Hosoya e Ikeda 2018); LC424436 *S. cepivora* (Hosoya e Ikeda 2018); MH862401 *S. cepivora* (Vu et al., 2019); MH855139 *S. cepivora* (Vu et al. 2019); MH860108 *Botrytis cinerea* (Vu et al. 2019), más las secuencias de los ocho aislamientos locales.

La “dataset_16” fue sometida a múltiple alineamiento usando el programa MEGA X (<https://www.megasoftware.net/>). EL alineamiento fue importado hacia el programa JmodelTest, donde se generó el mejor modelo de sustitución. Para la construcción del árbol filogenético se usó el programa Mr. Bayes (<https://nbisweden.github.io/MrBayes/download.html>) con los siguientes parámetros: execute, lset nst=2, rates=inv, mcmc ngen=1 000 000, simplefreq=100, sumt burnin= 10 000; la desviación estándar promedio de frecuencias divididas debe ser < 0.05 y el factor de reducción de escala potencial (PSRF) promedio para valores de parámetros = 1.00. El árbol generado se visualizó con el programa FigTree (<http://tree.bio.ed.ac.uk/software/figtree>) y finalmente, las imágenes fueron editadas para su presentación con el Inkscape (<https://www.inkscape.org/>).

En una tabla Excel se construyó una matriz de distancias entre las 16 secuencias evaluadas, para la construcción del árbol filogenético (ocho secuencias de los aislamientos de las tres regiones del Perú y ocho secuencias descargadas del GenBank).

3.2.4. Eficiencia de fungicidas

Se evaluó *in vitro* y en un campo. Se probó formulaciones comerciales de boscalid (Cantus® Wg, BASF PERUANA S.A.); fludioxonil (L-ESPECIALISTA® 230SC, SILVESTRE PERÚ S.A.C.); penthiopyrad (FONTELIS®, FARMAGRO S.A.); tebuconazole (Orius®430 SC, ADAMA Agriculture Perú S.A.); tebuconazole + fluopyram (Luna® Experience, Bayer Crop Science Perú); fluopyram (VERANGO PRIME®, BAYER CROP SCIENCE PERÚ); y polyoxin B (POLYBIO® 50SG, NEOAGRUM S.A.C.). Las dosis empleadas (excepto Polybio) fueron las registradas en EPA (Agencia Ambiental EEUU) para *S. cepivorum* en aliáceas, ya que estos productos, disponibles en el mercado peruano, pero sin registro *S. cepivorum*. La dosis de Polybio fue la más alta de la etiqueta, debido a que tampoco está registrado para *S. cepivorum*.

a. Extracción y conteo de esclerotes y aislamiento de *S. cepivorum*, del suelo

Para la eficiencia *in vitro*, se extrajo esclerotes del campo experimental (marzo 2021) y se aisló *S. cepivorum*, en placas de Petri con medio PDA y bactericida.

Se requirió de un campo de cultivo de ajo que, en la campaña 2020, mostró plantas con síntomas (incidencia 20%) de *S. cepivorum*; lampas; bolsas de plástico; y tarjetas para la identificación. En el laboratorio se requirió de agua destilada, tamiz de 200 mesh, azúcar, estereomicroscopio, autoclave, alcohol, medio PDA y bactericida.

Del área experimental se tomó, al azar, dos kg de suelo, para extraer los esclerotes por el método de Utkhede y Rahe (1979). Se contó cuatro esclerotes por kg de suelo experimental. Para el aislamiento se extrajo 10 esclerotes, se desinfectaron con hipoclorito de sodio al 1% por 10 minutos y cada esclerote se colocó en el centro de cada placa de Petri conteniendo medio PDA con bactericida. Las placas de Petri se incubaron a 20°C. Se hicieron aislamientos sucesivos hasta obtener cultivos puros de *S. cepivorum*.

b. Experimento de eficiencia de fungicidas *in vitro*.

Se requirió placas de Petri con aislamiento puro de *S. cepivorum* del campo experimental; cámara de flujo laminar; fungicidas proporcionados por los fabricantes; medio PDA; bactericida; placas de Petri, alcohol y cámara microvoid.

Antes de verter el PDA en las placas de Petri, se agregó los fungicidas en prueba al medio PDA, proporcionalmente a las dosis recomendadas por el fabricante (Tabla 3).

Se extrajo, de los cultivos puros, con la ayuda de un sacabocados, un disco de PDA (un cm de diámetro) con micelio *S. cepivorum* en activo crecimiento (aislado del campo experimental) y se lo colocó en la superficie del medio PDA, envenenado con fungicida en una placa de Petri. Se utilizó diez placas de Petri, con medio PDA envenenado, para cada tratamiento (Tabla 3) y diez placas de testigo sin fungicida. Se incubó las placas a 20 °C y se midió el diámetro de crecimiento del micelio cada 12, 24, 36, 48, 60, 72 y 84 horas después de la siembra (hds). El diseño experimental fue completo al azar con ocho tratamientos y diez repeticiones.

Tabla 3: Concentración de formulaciones comerciales de fungicidas en medio PDA.

Clave	Fungicida		
	Ingrediente activo	Nombre Comercial	Producto comercial por L de PDA
T1	Boscalid	Cantus	2,0 g
T2	Fludioxonil	L-Especialista	3,8 mL
T3	Penthiopyrad	Fontelis	3,8 mL
T4	Tebuconazole	Orius	3,4 mL
T5	Fluopyram + Tebuconazole	Luna Experience	3,8 mL
T6	Fluopyram	Verango Prime	5,0 mL
T7	Polyoxin B	Polybio	1,3 g
T8	Testigo sin fungicida		

c. Experimento de eficiencia de fungicidas en campo

Se requirió de un campo de cultivo de ajo infestado naturalmente (campana 2020) con *S. cepivorum*, “dientes semilla” de ajo ‘Napuri’; asperjadora hidráulica manual; balde de 10 L de capacidad; fungicidas; jeringas hipodérmicas de 10 mL; urea, fosfato diamónico y cloruro de potasio; plaguicidas para controlar trips, roya y estemfiliosis; equipos de protección personal; datos meteorológicos; publicaciones; laptop; material de oficina; balanza; herramientas de deshierbo, cosecha y poscosecha, sacos de malla.

- **Tratamientos en estudio**

Los fungicidas utilizados, ingredientes activos, concentración, dosis, periodo de carencia y tiempo de ingreso al campo después de la aplicación, según el registro EPA para EEUU (excepto Polybio), se muestran en la Tabla 4. Se aplicó: (1) al suelo inmediatamente después de la plantación, antes del primer riego (SDP) y (2) a la presencia de síntomas (APS). Se empleó el diseño de bloques completos al azar (BCA) con 15 tratamientos y cuatro repeticiones. Se efectuó el análisis de varianza y prueba de Tukey, con $\alpha=0.05$.

Tabla 4: Fungicidas en estudio, ingredientes activos, concentraciones, nombres comerciales, dosis y momentos de aplicación.

Clave	Fungicida Ingrediente activo y concentración	Producto comercial			Aplicación: suelo después plantación- (SDP) y a presencia síntomas (APS)	Periodo carenia (días) (Ajo- EEUU)	Ingreso campo-h después de aplicación (Ajo-EEUU)	Límite máximo residuos (ppm) (EEUU)
		Nombre	*Dosis ha ⁻¹	Dosis L ⁻¹				
T1	Boscalid 500 g kg ⁻¹	Cantus	1,20 kg	2 g	S. D. P.	7	12	Sin información
T2	Boscalid 500 g kg ⁻¹	Cantus	1,20 kg	2 g	A. P. S.	7	12	Sin información
T3	Fludioxonil 230 g L ⁻¹	L-Especialista	2,28 L	3,8 mL	S. D. P.	7	12	Sin información
T4	Fludioxonil 230 g L ⁻¹	L-Especialista	2,28 L	3,8 mL	A. P. S.	7	12	Sin información
T5	Penthiopyrad 200 g L ⁻¹	Fontelis	2,28 L	3,8 mL	S. D. P.	3	12	Sin información
T6	Penthiopyrad 200 g L ⁻¹	Fontelis	2,28 L	3,8 mL	A. P. S.	3	12	Sin información
T7	Tebuconazole 430 g L ⁻¹	Orius	2,04 L	3,4 mL	S. D. P.	7	12	Sin información
T8	Tebuconazole 430 g L ⁻¹	Orius	2,04 L	3,4 mL	A. P. S.	7	12	Sin información
T9	Fluopyram 200 g L ⁻¹ Tebuconazole 200 g L ⁻¹	Luna Experience	2,28 L	3,8 mL	S. D. P.	7	Sin información	Sin información
T10	Fluopyram 200 g L ⁻¹ y Tebuconazole 200 g L ⁻¹	Luna Experience	2,28 L	3,8 mL	A. P. S.	7	Sin información	Sin información
T11	Fluopyram 500 g L ⁻¹	Verango Prime	3,00 L	5,0 mL	S. D. P.	30	12	Sin información
T12	Fluopyram 500 g L ⁻¹	Verango Prime	3,00 L	5,0 mL	A. P. S.	30	12	Sin información
T13	Polyoxin B 500 g kg ⁻¹	Polybio	0,78 kg	1,3 g	S. D. P.	No aplica	Sin información	No aplica
T14	Polyoxin B 500 g kg ⁻¹	Polybio	0,78 kg	1,3 g	A. P. S.	No aplica	Sin información	No aplica
T15	Testigo sin fungicida							

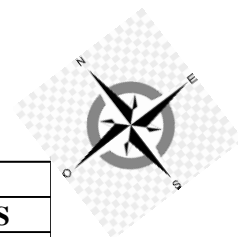
*En base a un gasto de agua de 600 L por hectárea

- **Características del área experimental**

- Unidades experimentales: 60
- Surcos por unidad experimental: 8
- Ancho de surco: 0,60 m
- Ancho de unidad experimental: 4,8 m
- Largo de unidad experimental: 5 m
- Área de unidad experimental: 24 m²
- Plantas por unidad experimental: 1 200 plantas, aproximadamente.
- Número de bloques: 4
- Ancho de bloques: 5m
- Largo de bloques: 72 m
- Área del bloque: 360 m²
- Total área experimental: 1 440 m²

- **Croquis experimental**

En la Figura 5 se muestra el croquis experimental, para el ensayo de efectividad de los fungicidas.



Bloque I	Bloque II	Bloque III	Bloque IV
Cantus SDP	L-Especialista APS	Verango Prime SDP	L-Especialista APS
Orius SDP	Verango Prime APS	Verango Prime APS	Testigo sin fungicida
Cantus APS	Cantus SDP	L-Especialista APS	Luna Experience APS
Luna Experience APS	Polybio SDP	Orius SDP	Cantus APS
Verango Prime SDP	Luna Experience APS	Polybio APS	Polybio SDP
Verango Prime APS	Polybio APS	Fontelis APS	Orius SDP
Luna Experience SDP	Orius APS	L-Especialista SDP	Polybio APS
L-Especialista APS	L-Especialista SDP	Cantus SDP	Verango Prime APS
Polybio SDP	Fontelis APS	Polybio SDP	L-Especialista SDP
Testigo sin fungicida	Cantus APS	Fontelis SDP	Verango Prime SDP
Fontelis APS	Verango Prime SDP	Orius APS	Fontelis SDP
L-Especialista SDP	Testigo sin fungicida	Testigo sin fungicida	Luna Experience SDP
Orius APS	Fontelis SDP	Luna Experience APS	Orius APS
Fontelis SDP	Luna Experience SDP	Luna Experience SDP	Cantus SDP
Polybio APS	Orius SDP	Cantus APS	Fontelis APS

Figura 5: Croquis experimental.

- **Instalación del experimento**

-Plantación: la plantación de ajo ‘Napurí’ se efectuó el día 2 de abril de 2021, en un campo de producción comercial de ajo, en el que se instaló ajo tres años antes y el 2020 tuvo una incidencia de 20% de podredumbre blanca. Se sembró el ajo bajo el mismo

sistema empleado por los agricultores de la zona de estudio. Los surcos fueron de 0,60 m de ancho y se colocaron cuatro hileras de “dientes semilla” de 1,5 a 2 g de peso, en el fondo del surco, a una profundidad de 2 a 5 cm y distanciamientos de 0,10 m entre hileras y 0,12 a 0,15 m entre plantas, que hace una población de cerca de 500 000 plantas ha⁻¹. Inmediatamente después de la plantación se procedió a la aplicación de los fungicidas en seco, de acuerdo a los tratamientos y un día antes del primer riego.

-Aplicación de fungicidas: se realizó el 2 de abril de 2021 y antes de aplicar los fungicidas al suelo (SDP), se calibró el equipo de aplicación (Mochila manual hidráulica Jacto, boquilla cono hueco), en un ancho efectivo de 0,45 cm de surco y se calculó un gasto de agua de 600 L ha⁻¹. La aplicación a la aparición de síntomas (APS), se efectuó el 2 de agosto de 2021, a la presencia de los mismos.

Para el control de estenfiliosis se aplicó Dithane M-45 (mancozeb) a dosis de 1 kg por 200 litros de agua; y para el control de la roya se aplicó Cupravit (oxicloruro de cobre) 0,5 kg por 200 L de agua.

-Manejo del cultivo: El riego fue por gravedad y con una frecuencia de cuatro días y medio, establecido por la Comisión de Regantes Base Aérea, como parte de la Junta de Usuarios de Riego La Joya Antigua, La Joya, Arequipa. Para el abonamiento se empleó la fórmula de abonamiento de 200-100-150 kg ha⁻¹ de N, P₂O₅ y K₂O, respectivamente, utilizada en la zona para ajo ‘Napurí’; y aplicados al voleo. A la plantación se aplicó el 100% del fósforo y del potasio, y 20% del nitrógeno. El restante 80% de nitrógeno se aplicó a los 45 (30%), 75 (30%) y 105 (20%) días después de la plantación (ddp).

El control de malezas se realizó mediante deshierbo manual con escarda (45 y 75 ddp), junto con la aplicación de urea. Para el control de trips se efectuó una primera aplicación (50 ddp) de Tifón (clorpirifos) a una dosis de 0,4 L por cilindro de 200 L de agua y una segunda aplicación (80 ddp) de Galgotrin (cipermetrina) a dosis de 0,25 L por cilindro de 200 L de agua, en ambos casos se usó asperjadora manual hidráulica.

-Cosecha y poscosecha: se cosechó toda la unidad experimental, el 5 de septiembre (155 días después de la plantación) y se colocó las plantas en el suelo para su curado por siete días, y posterior corte y evaluación de incidencia, severidad y rendimiento.

- **Características evaluadas**

-Emergencia: 25 días después de la plantación y cuando ya no se observó emergencia de plantas, se contó el número de plantas brotadas y emergidas en dos metros lineales de dos surcos centrales de cada unidad experimental y se calculó en porcentaje.

-Altura de la parte aérea (cm): se midió (cada 10 días) desde la base de la planta, hasta el extremo de la hoja más larga; en 10 plantas de dos surcos centrales, al azar.

-Incidencia en la parte aérea: se contó las plantas con síntomas en la parte aérea, en dos metros lineales de dos surcos centrales, cada 10 días y se calculó el porcentaje.

-Incidencia en bulbos: a la cosecha, se contó los bulbos enfermos de toda la unidad experimental y se calculó el porcentaje.

-Severidad en bulbos: a la cosecha se tomaron 20 bulbos enfermos, al azar, de cada unidad experimental, y se estimó la severidad, en base a una escala de evaluación descriptiva de 10 grados, que se propone, tal como se muestra en la tabla 5. En el punto 4.4.4. de los resultados de severidad se muestran imágenes de los grados de daño.

Tabla 5: Escala de evaluación de 10 grados, para la severidad en bulbos de ajo después de la cosecha y afectados por *S. cepivorum*.

Grado	Descripción
0	Bulbo sin síntomas y/o signos visibles
1	Bulbo con menos del 10% de su superficie con síntomas y/o signos visibles, sin dientes o gajos podridos. Bulbo comercial.
2	Bulbo con 10 a 20% de su superficie con síntomas y/o signos visibles, sin dientes o gajos podridos. Bulbo no comercial.
3	Bulbo con 20 a 30% de su superficie con síntomas y/o signos visibles, puede haber dientes o gajos podridos. Bulbo no comercial.
4	Bulbo con 30 a 40% de su superficie con síntomas y/o signos visibles, puede haber dientes o gajos podridos. Bulbo no comercial.
5	Bulbo con 40 a 50% de su superficie con síntomas y/o signos visibles, con dientes o gajos podridos. Bulbo no comercial.
6	Bulbo con 50 a 60% de su superficie con sin síntomas y/o signos visibles, con dientes o gajos podridos. Bulbo no comercial.
7	Bulbo con 60 a 70% de su superficie con sin síntomas y/o signos visibles, con dientes o gajos podridos. Bulbo no comercial.
8	Bulbo con 70 a 80% de su superficie con sin síntomas y/o signos visibles, con dientes o gajos podridos. Bulbo no comercial.
9	Bulbo con más de 80% de su superficie con sin síntomas y/o signos visibles, con dientes o gajos podridos. Bulbo no comercial.

-Rendimiento: Se pesó los bulbos sanos de cada unidad experimental y se calculó el rendimiento por hectárea.

-Análisis estadístico: Se efectuó el análisis de variancia tanto para la prueba de eficiencia de los fungicidas *in vitro* y en campo. Para la eficiencia *in vitro* se efectuó la prueba de Duncan y para la de campo la de Tukey, ambas con $\alpha=0.05$ de probabilidad.

-Análisis económico: Se evaluó la rentabilidad de cada tratamiento en base al rendimiento, costos y precio de venta en chacra.

-Características ambientales de los lugares muestreados: en la Tabla 6 se muestra la temperatura máxima y mínima de los lugares de aislamiento.

Tabla 6: Características ambientales de los lugares muestreados. Fuente: SENAMHI (<https://www.senamhi.gob.pe/?&p=estaciones>).

Lugar	Temperatura																							
	En		Feb		Mar		Abr		May		Jun		Jul		Ago		Sep		Oct		Nov		Dic	
	Máx	Mín	Máx	Mín	Máx	Mín	Máx	Mín	Máx	Mín	Máx	Mín	Máx	Mín	Máx	Mín	Máx	Mín	Máx	Mín	Máx	Mín	Máx	Mín
Chongos Bajo Junín	20.2	8.8	19.0	8.9	19.9	9.1	20.9	6.5	23.1	4.0	20.1	-1.4	21.5	0.9	21.4	3.8	22.6	5.2	23.3	6.7	23.9	6.5	20.3	7.4
San Pedro Ayacucho	18.8	6.2	18.5	6.5	16.7	6.4	18.4	4.5	18.7	2.4	17.8	1.1	19.1	2.4	19.0	2.9	19.3	2.4	19.2	2.6	19.0	3.9	18.0	5.6
Majes Arequipa	24.4	13.8	24.5	13.1	25.6	15.1	25.3	12.5	24.7	10.9	23.4	9.3	24.0	9.3	25.3	9.9	25.2	9.7	26.2	10.2	26.0	11.6	25.2	13.7
La Joya Arequipa	27.6	13.2	27.8	13.0	27.5	13.7	27.3	10.3	27.6	8.6	25.7	6.6	26.7	7.5	27.6	7.6	27.4	6.3	28.1	7.5	27.7	8.8	26.8	12.3
Sachaca Arequipa	22.5	10.8	22.6	10.4	21.7	11.2	23.0	7.9	23.4	7.0	21.8	6.0	22.7	7.2	22.7	6.6	22.9	6.2	23.4	6.0	23.6	7.8	22.7	9.7
Sabandia Arequipa	23.5	11.8	23.2	11.3	22.6	11.6	24.3	8.7	24.7	7.4	23.5	6.3	23.9	7.5	23.9	6.8	24.1	7.9	24.5	7.9	24.8	9.8	23.6	10.9
Yarabamba Arequipa	23.5	11.8	23.2	11.3	22.6	11.6	24.3	8.7	24.7	7.4	23.5	6.3	23.9	7.5	23.9	6.8	24.1	7.9	24.5	7.9	24.8	9.8	23.6	10.9
Polobaya Arequipa	16.3	6.4	14.9	6.5	14.4	6.6	18.5	3.7	17.4	2.7	16.1	1.7	17.3	3.9	17.3	2.0	17.9	1.2	18.4	5.1	18.8	8.4	15.9	5.0

IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1. CARACTERIZACIÓN MORFOLÓGICA

En la caracterización morfológica de *S. cepivorum*, se evaluó el micelio y su crecimiento en placas de Petri conteniendo medio PDA, así como la formación de los esclerotes en cuanto a momento, tamaño y forma.

4.1.1. Micelio

a. Crecimiento del micelio

Se observó que los aislamientos, de ajo, estudiados solamente forman micelio de un color blanquecino grisáceo superficial plano y a partir del cual se forman los esclerotes redondos mayormente, de color negro, características que permitieron la identificación morfológica de *S. cepivorum*, características, también referidas por Backhouse y Stewart (1987), Metcalf *et al.* (1997), Kim *et al.* (2023), Xu *et al.* (2010), Prieto (2016), Pscheidt y Ocamb (2021). Además de lo observado *in vitro*, se corroboró la identificación con los síntomas observados en campo como amarillamiento y muerte regresiva de las hojas más viejas, pudrición semihúmeda de las raíces y bulbos, micelio blanco grisáceo en las raíces, bulbo y cuello de la planta, tierra adherida a los bulbos podridos, en las primeras etapas presencia de grupos de plantas afectadas (Crowe y Hall 1980), y esclerotes negros, pequeños de color negro adheridos al bulbo o en el cuello del mismo, también reportado por Metcalf *et al.* (1999), Kim *et al.* (2023), Xu *et al.* (2010), Prieto (2016), Pscheidt y Ocamb (2021), Massola Jr. *et al.* (2016), Granados (2005), Stone y Armentrout (1985), Entwistle (1990), Crowe (1995), Woodhall *et al.* (2022).

En la Tabla 7 y Figura 6, se muestran los resultados del crecimiento micelial de los ocho aislamientos de *S. cepivorum*, medido en cm para el diámetro de la colonia, cada 12 horas después de la siembra (hds). Se observa que en todos los casos el crecimiento es constante en los ocho aislamientos, hasta las 84 hds, momento en el cual el hongo cubrió toda la superficie del medio contenido en la placa de Petri se dejó de medir. Si bien hubo diferencias estadísticas significativa para el ANVA (Anexos 1-7), durante el proceso de crecimiento del hongo, sin embargo, al llenado de la placa a las 84 hds no hubo diferencia estadística significativas; los resultados de la prueba de Tukey, se pueden observar en la tabla 8, según si hubo diferencias o no en el ANVA.

Tabla 7: Diámetro de la colonia (cm) de diferentes aislamientos de *S. cepivora*, en placas de Petri, a las 0, 12, 24, 36, 48, 60, 72 y 84 hds.

Lugar de aislamiento	Diámetro de la colonia (cm), hds							
	0	12	24	36	48	60	72	84
Sabandía-Arequipa	0,00	1,72a	2,61a	3,83ab	4,84b	6,06ab	7,20a	8,03
Yarabamba-Arequipa	0,00	1,66ab	2,39ab	3,54ab	5,15a	6,28a	7,31a	8,00
Chongos Bajo-Junín	0,00	1,58abc	2,50a	3,75ab	5,03a	6,24a	7,24a	7,97
Sachaca-Arequipa	0,00	1,25c	1,99b	2,94c	4,08ab	5,09c	6,25b	7,91
Majes-Arequipa	0,00	1,47abc	2,41ab	3,50abc	4,78ab	5,95ab	6,96a	7,85
La Joya-Arequipa	0,00	1,58abc	2,43ab	3,66ab	4,98ab	6,20ab	7,24a	7,83
Polobaya-Arequipa	0,00	1,59abc	2,54a	3,59ab	4,68ab	5,70b	6,92a	7,81
San Pedro-Ayacucho	0,00	1,34bc	2,20ab	3,26bc	4,48b	5,77ab	6,92a	7,73

*Letras iguales junto a valores indican no diferencia estadística significativa (Duncan $p=0,05$).

Se puede observar que, a las 84 hds y llenado de la placa de Petri, el aislamiento de Sabandía (Provincia y región Arequipa) tuvo el mayor diámetro de colonia con 8,03 cm; seguido de Yarabamba (Provincia y región Arequipa) con 8,00 cm; luego Chongos Bajo (Provincia de Chupaca y región Junín) con 7,97 cm; Sachaca (Provincia y región Arequipa) con 7,91 cm; Majes (Provincia de Caylloma y región Arequipa), con 7,85 cm; La Joya (Provincia y región Arequipa), con 7,83 cm; Polobaya (Provincia y región Arequipa), con 7,81 cm; y San Pedro (Provincia de Lucanas y región Ayacucho), con 7,73 cm. Los diámetros de colonia a las 84 hds no mostraron diferencias significativas entre los aislamientos, a pesar de provenir de lugares geográficos distantes con condiciones ambientales diferentes y coordenadas UTM como las de la provincia y región Arequipa (Yarabamba -16.5674868 -71.4405426, Polobaya -16.57168 -71.36079, La Joya -16.42051 -71.82347, Sabandía -16.45742 -71.50000 y Sachaca -16.42971 -71.58085); provincia de Caylloma y región Arequipa (Majes -16.31353 -72.28419); provincia de Chupaca y región Junín (Chongos Bajo -12.13352 -75.26960); provincia de Lucanas y región Ayacucho (San Pedro -14.77185 -74.09379); probablemente debido a la similitud genética de los aislamientos. Autores como Reyes *et al.* (2003), hallaron diferencias significativas entre aislamientos para diámetro de colonia.

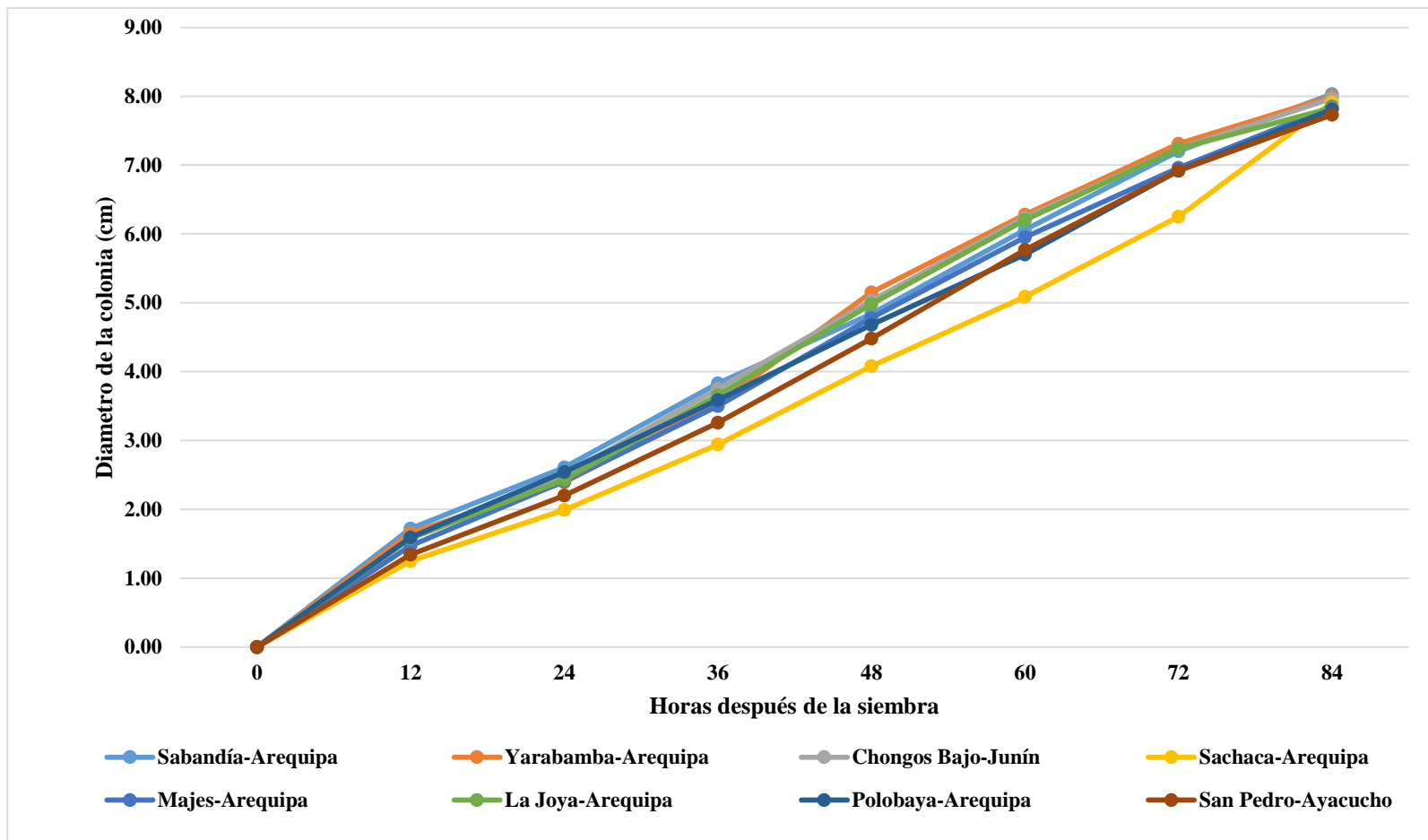


Figura 6: Diámetro de la colonia (cm) de aislamientos de *S. cepivorum* en placas de Petri, a las 0, 12, 24, 36, 48, 60, 72 y 84 hds.

La poca diferencia observada en el crecimiento del micelio se puede deber a que las diferencias genéticas entre los ocho aislamientos son mínimas. Estas mínimas diferencias, en *S. cepivorum*, han sido reportadas y explicadas también, en otras investigaciones que concluyen que no se conoce la fase sexual de *S. cepivorum*.

En la Figura 6, se muestra la tendencia creciente constante del crecimiento de la colonia de los aislamientos desde la siembra del hongo hasta el llenado de la placa a las 84 hds y se observa la poca diferencia en el crecimiento de la colonia, como se explicó antes.

En la Figura 7 se muestra la regresión lineal del diámetro de colonia del aislamiento de Sabandia-Arequipa y donde el diámetro de la colonia crece 1. 1285 cm cada 12 horas.

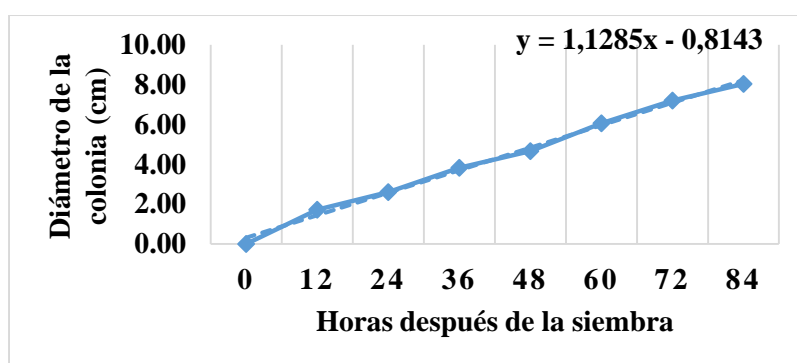


Figura 7: Diámetro de la colonia (cm) a las 12, 24, 36, 48, 60, 72 y 84 hds y línea de regresión lineal simple, del aislamiento de Sabandia, Arequipa.

En la Figura 8 se muestra la regresión lineal del diámetro de colonia del aislamiento de Yarabamba-Arequipa y donde el diámetro de la colonia crece 1, 157 cm cada 12 hds.

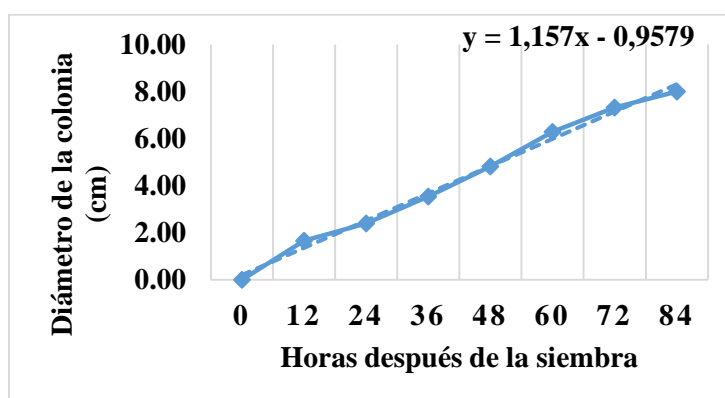


Figura 8: Diámetro de la colonia (cm) a las 12, 24, 36, 48, 60, 72 y 84 hds y línea de regresión lineal simple, del aislamiento de Yarabamba, Arequipa.

En la Figura 9 se muestra la regresión lineal del diámetro de colonia del aislamiento de Chongos Bajo-Junín, donde el diámetro de la colonia crece 1,147 cm cada 12 hds.

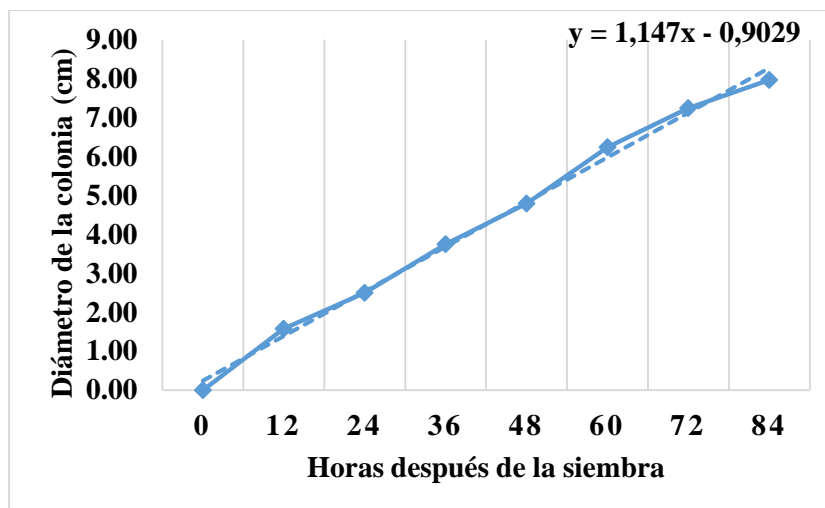


Figura 9: Diámetro de la colonia (cm) a las 12, 24, 36, 48, 60, 72 y 84 hds y línea de regresión lineal simple, del aislamiento de Chongos Bajo, Junín.

En la Figura 10 se muestra la regresión lineal del diámetro de colonia del aislamiento de Sachaca-Arequipa, donde el diámetro de la colonia crece 1,0782 cm cada 12 hds.

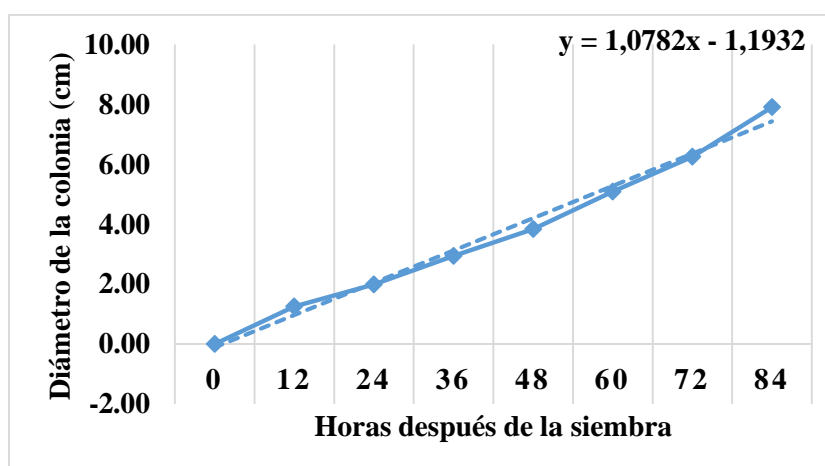


Figura 10: Diámetro de la colonia (cm) a las 12, 24, 36, 48, 60, 72 y 84 h y línea de regresión lineal simple, del aislamiento de Sachaca, Arequipa.

En la Figura 11 se muestra la regresión lineal del diámetro de colonia del aislamiento de Majes-Arequipa, donde el diámetro de la colonia crece 1,1201 cm cada 12 hds.

En la Figura 12 se muestra la regresión lineal del diámetro de colonia del aislamiento de La Joya-Arequipa, donde el diámetro de la colonia crece 1,1352 cm cada 12 hds.

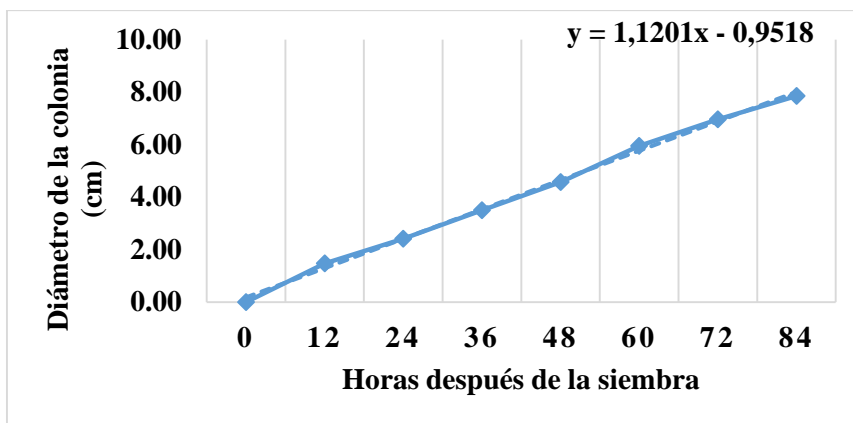


Figura 11: Diámetro de la colonia (cm) a las 12, 24, 36, 48, 60, 72 y 84 h y línea de regresión lineal simple, del aislamiento de Majes, Arequipa.

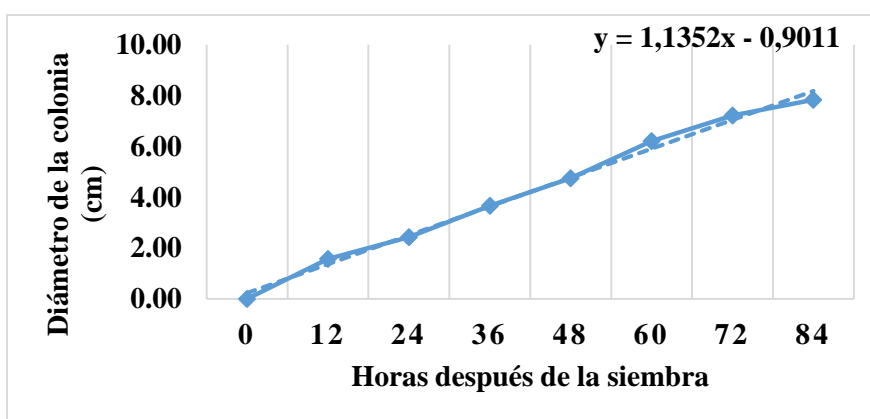


Figura 12: Diámetro de la colonia (cm) a las 12, 24, 36, 48, 60, 72 y 84 hds y línea de regresión lineal simple, del aislamiento de La Joya, Arequipa.

En la Figura 13 se muestra la regresión lineal del diámetro de colonia del aislamiento de Polobaya-Arequipa, donde el diámetro de la colonia crece 1,0923 cm cada 12 hds.

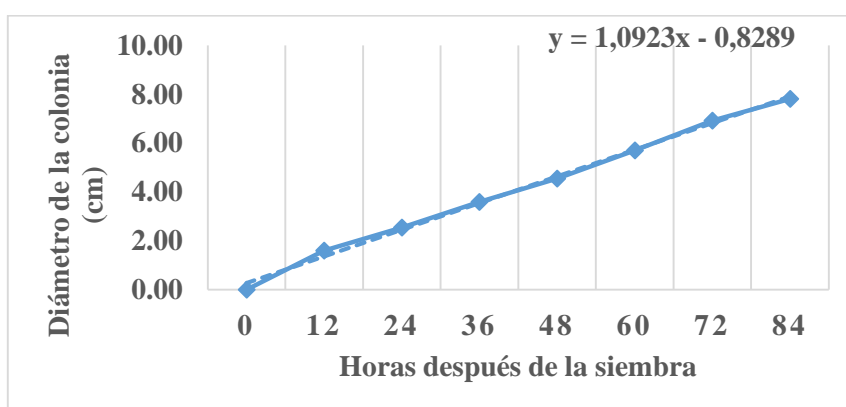


Figura 13: Diámetro de la colonia (cm) a las 12, 24, 36, 48, 60, 72 y 84 hds y línea de regresión lineal simple, del aislamiento de Polobaya, Arequipa.

En la Figura 14 se muestra la regresión lineal del diámetro de colonia del aislamiento de San Pedro-Ayacucho, donde el diámetro de la colonia crece 1,1156 cm cada 12 hds.

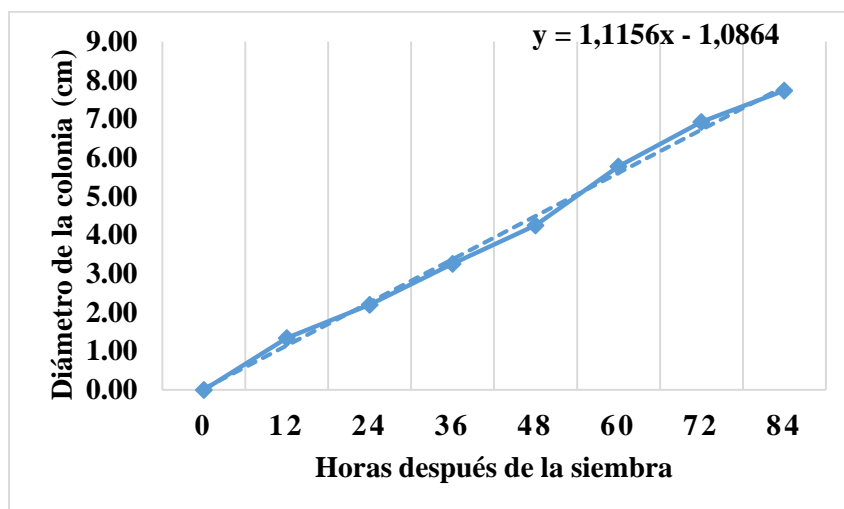


Figura 14: Diámetro de la colonia (cm) a las 12, 24, 36, 48, 60, 72 y 84 hds y línea de regresión lineal simple, del aislamiento de San Pedro, Ayacucho.

En la Tabla 8 se muestra una comparación de la tasa de crecimiento del diámetro de la colonia de los ocho aislamientos. Se observa que el aislamiento de Yarabamba-Arequipa muestra una mayor tasa de crecimiento (1,1570 cm por cada 12 hds), seguido de Chongos Bajo-Junín (1,1470 cm por cada 12 hds), y al final con menor tasa de crecimiento Polobaya-Arequipa (1,0923 cm por cada 12 hds) y Sachaca-Arequipa

Tabla 8: Tasa de crecimiento del micelio (según análisis de regresión simple), de aislamientos de *S. cepivorum*, en placas de Petri, a las 0, 12, 24, 36, 48, 60, 72 y 84 hds.

Lugar de aislamiento	Tasa de crecimiento micelio (según análisis de regresión lineal simple)
Yarabamba-Arequipa	1,1570
Chongos Bajo-Junín	1,1470
La Joya-Arequipa	1,1352
Sabandía-Arequipa	1,1285
Majes-Arequipa	1,1201
San Pedro-Ayacucho	1,1156
Polobaya-Arequipa	1,0923
Sachaca-Arequipa	1,0782

(1,0782 cm por cada 12 hds). El valor de la diferencia entre la tasa de crecimiento de Yarabamba-Arequipa (1,1570 cm por cada 12 hds) y Sachaca-Arequipa (1,0782 cm por

cada 12 hds) es de 0,0788 cm o 0,79 mm, cada 12 hds. Esta diferencia es muy corta y como se explicó anteriormente puede deberse a mínimas diferencias genéticas.

4.2.2. Esclerotes

a. Días al inicio de formación de los esclerotes

En la Tabla 9 se muestra una comparación de los días al inicio de la formación de esclerotes de los ocho aislamientos de *S. cepivorum*. Se observa que el aislamiento de Sachaca-Arequipa y Majes-Arequipa, son los que más demoran en iniciar la formación de los esclerotes (10,8 días), seguidos de los aislamientos de Chongos Bajo-Junín y San Pedro-Ayacucho, con 10,5 días. Los aislamientos que demoraron menos tiempo para la formación de los esclerotes fueron Polobaya-Arequipa y La Joya-Arequipa, con 9,8 días. El ANVA (Anexo 8) no muestra diferencias significativas para los días al inicio de la formación del esclerote. Estas diferencias son relativamente cortas y como se explicó anteriormente puede deberse a las mínimas diferencias genéticas entre los aislamientos.

Tabla 9: Días al inicio de la formación de los esclerotes de diferentes aislamientos de *S. cepivorum*, en placas de Petri.

Lugar de aislamiento	Días al inicio de la formación de esclerotes
Sachaca-Arequipa	10,8
Majes-Arequipa	10,8
Chongos Bajo-Junín	10,5
San Pedro-Ayacucho	10,5
Yarabamba-Arequipa	10,3
Sabandia-Arequipa	10,2
Polobaya-Arequipa	9,8
La Joya-Arequipa	9,8

Estos resultados concuerdan con lo hallado por Backhouse y Stewart (1987), quienes señalan que los esclerotes, en laboratorio, se producen con facilidad alrededor de 10 días en papa-dextrosa-agar (PDA) a 18 °C; y en otro trabajo de investigación Reyes *et al.* (2003), en México, también encontraron diferencias significativas entre aislamientos, para los días para la formación de esclerotes.

En la Figura 15 se muestran los esclerotes formados en las placas de Petri de los diferentes aislamientos.

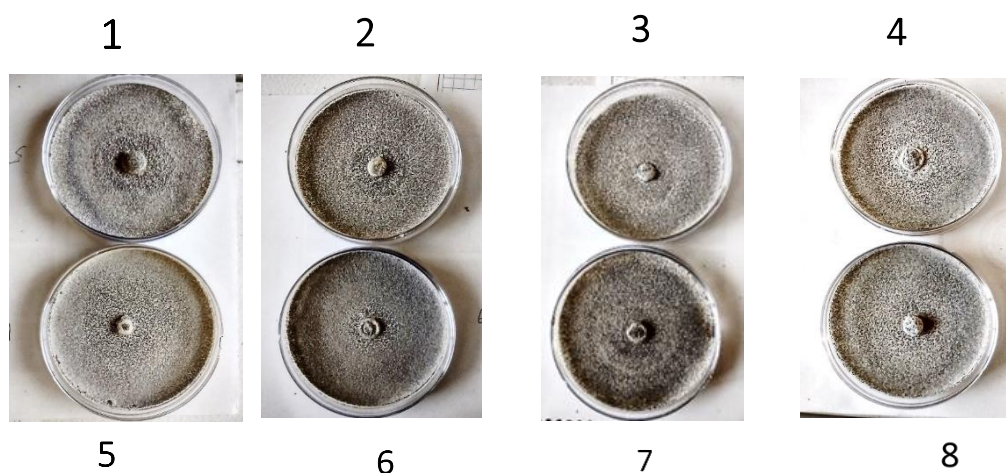


Figura 15: Esclerotes de *S. cepivorum* en aislamientos de 1: Yarabamba; 2: Polobaya; 3: La Joya; 4: Sabandia; 5: Majes; 6: Chongos Bajo; 7: San Pedro; y 8: Sachaca; *in vitro*.

Los esclerotes formados por los aislamientos de *S. cepivorum*, fueron de color negro y mayormente redondos y lisos, de tamaño aproximadamente igual, lo que concuerda con los reportes de Backhouse y Stewart (1987), Willets y Bullock (1992), Crowe (1995), Sweet *et al.* (2019) y Kim *et al.* (2023).

b. Diámetro

En la Tabla 10 se muestra el diámetro de los esclerotes de los ocho aislamientos de *S. cepivorum*. Se halló diferencias estadísticas significativas en el ANVA (Anexo 9) y se observa que el aislamiento de Sachaca-Arequipa (0,78 mm) forma los esclerotes más grandes sin diferencias significativas (Prueba de Tukey) con los aislamientos de Chongos Bajo-Junín (0,76 mm), Yarabamba-Arequipa (0,75 mm) y Majes-Arequipa (0,75 mm); pero si hay diferencias significativas con los aislamientos de Sabandia-Arequipa (0,74 mm), Polobaya-Arequipa (0,73 mm), La Joya-Arequipa (0,72 mm) y San Pedro-Ayacucho (0,69 mm). El aislamiento de San Pedro-Ayacucho (0,69 mm), formó los esclerotes más pequeños y con diferencias estadísticas significativas con los demás aislamientos. En este aspecto (diámetros de 0,69 a 0,78 mm) los resultados encontrados son cercanos a los reportados, para otros lugares, como Walker (1969) (0,2-0,5 mm); Backhouse y Stewart (1987)(0,35-0,5 mm en campo y en laboratorio 0,3-0,6 mm); Crowe y Hall (1980) y Crowe (1995) (0,3-0,6 mm); Pscheidt y Ocamb (2021) (0,5 mm); Willets y Bullock (1992) (200-600 μm); Metcalf *et al.* (1997) (en Tasmania, 0,5 a 2,0 cm de diámetro.. También, Crowe (1995) y Crowe y Hall (1980), reportan esclerotes irregulares y tamaños que oscilan entre 5 y 25 mm.

Estas variaciones en el diámetro del esclerote en los diferentes aislamientos pueden deberse a diferencias genéticas mínimas entre los aislamientos. Así mismo, existe la posibilidad de que las condiciones del lugar de colección puedan influir, ya que provienen de lugares con diferencias climáticas como suelo, temperatura, manejo del cultivo o el tiempo transcurrido desde que fue introducido al lugar.

Tabla 10: Diámetro de los esclerotes de aislamientos de *S. cepivorum*, en placas de Petri.

Lugar de aislamiento	Diámetro del esclerote (mm)
Sachaca-Arequipa	0,78a
Chongos Bajo-Junín	0,76ab
Yarabamba-Arequipa	0,75abc
Majes-Arequipa	0,75abc
Sabandía-Arequipa	0,74bc
Polobaya-Arequipa	0,73bc
La Joya-Arequipa	0,72c
San Pedro-Ayacucho	0,69d

*Letras iguales junto a valores indican no diferencia estadística significativa (Duncan $p=0,05$).

c. Uniformidad

En la Tabla 11 se muestran los resultados de la evaluación de la uniformidad en la forma del esclerote o presencia de esclerotes irregulares no redondeados. Se observó que tienen forma aplanada, como se muestra en la Figura 17. Lo que también concuerda con lo hallado por otros autores que señalan la presencia de esclerotes irregulares como Crowe y Hall (1980) y Crowe (1995), y Lupien *et al.* (2013), reportan formas globosas a subglobosas. El ANVA (Anexo 10) no muestra diferencias significativas.

Tabla 11: Esclerotes deformes (%), de aislamientos de *S. cepivorum*, en placas de Petri.

Lugar de aislamiento	Esclerotes deformes (%)
Sabandía-Arequipa	11,0
Polobaya-Arequipa	10,5
Sachaca-Arequipa	10,0
San Pedro-Ayacucho	10,0
La Joya-Arequipa	9,5
Majes-Arequipa	9,0
Yarabamba-Arequipa	8,5
Chongos Bajo-Junín	8,0



Figura 16: Forma piriforme de los esclerotes irregulares.

4.2. ANÁLISIS MOLECULAR

4.2.1. Árbol filogenético

En la Figura 17 se muestra el árbol filogenético de inferencia bayesiana con valores de soporte (probabilidad posterior) superiores a 90 %. El árbol se construyó con las secuencias de los aislamientos de ocho distritos (Anexos 11-18) (M1_Yara-Areq, M3_Lajo-Areq, M5_Maje-Areq, M7_San-Ayac, M8_Sach-Areq, M4_Saba-Areq, M2_Polo-Areq y M6_Chon-Jun) en tres regiones del Perú y secuencias del GenBank (*Stromatinia cepivora*: LC424435_Scep, LC424436_Scep, MH862401_Scep, MH855139_Scep; *Sclerotium perniciosum*: MH855138 y MH862400; *Sclerotinia sulcata* MH855222; y *Botrytis cinerea* MH860108).

Se puede visualizar cuatro clados. El primero conformado por las secuencias de la especie *Sclerotium perniciosum*; la segunda, *Sclerotinia sulcata*; la tercera, conformada por secuencia de *Stromatinia cepivora* (Scep) y las secuencias de este estudio las cuales provienen de los aislamientos de la provincia y región Arequipa (distritos de Yarabamba: M1_Yara-Areq, La Joya M3_Lajo-Areq, Sachaca M8_Sach-Areq, Sabandía M4_Saba-Areq y Polobaya M2_Polo-Areq), provincia de Caylloma y región Arequipa (distrito Majes M5_Maje-Areq); provincia de Lucanas y región Ayacucho (distrito San Pedro M7_San-Ayac); y provincia de Chupaca y región Junín (distrito Chongos bajo M6_Chon-Jun). Estos resultados muestran que los aislamientos estudiados pertenecen a la especie *Sclerotium cepivorum*, según el marcador ITS.

Esta confirmación de la identificación y la ubicación taxonómica de *S. cepivorum*, resulta muy útil, sobre todo para el diseño de estrategias de manejo de la podredumbre blanca en Arequipa y en el Perú. En ese sentido, Xu *et al.* (2010), señalan, también, que la

identificación y ubicación taxonómica es fundamental para las estrategias de manejo y uso de fungicidas (específicos para Basidiomicetos o Ascomicetos) y Prieto (2016), refiere que un problema en el manejo de la pudrición blanca es la inadecuada identificación y poca información sobre su biología y diversidad genética.

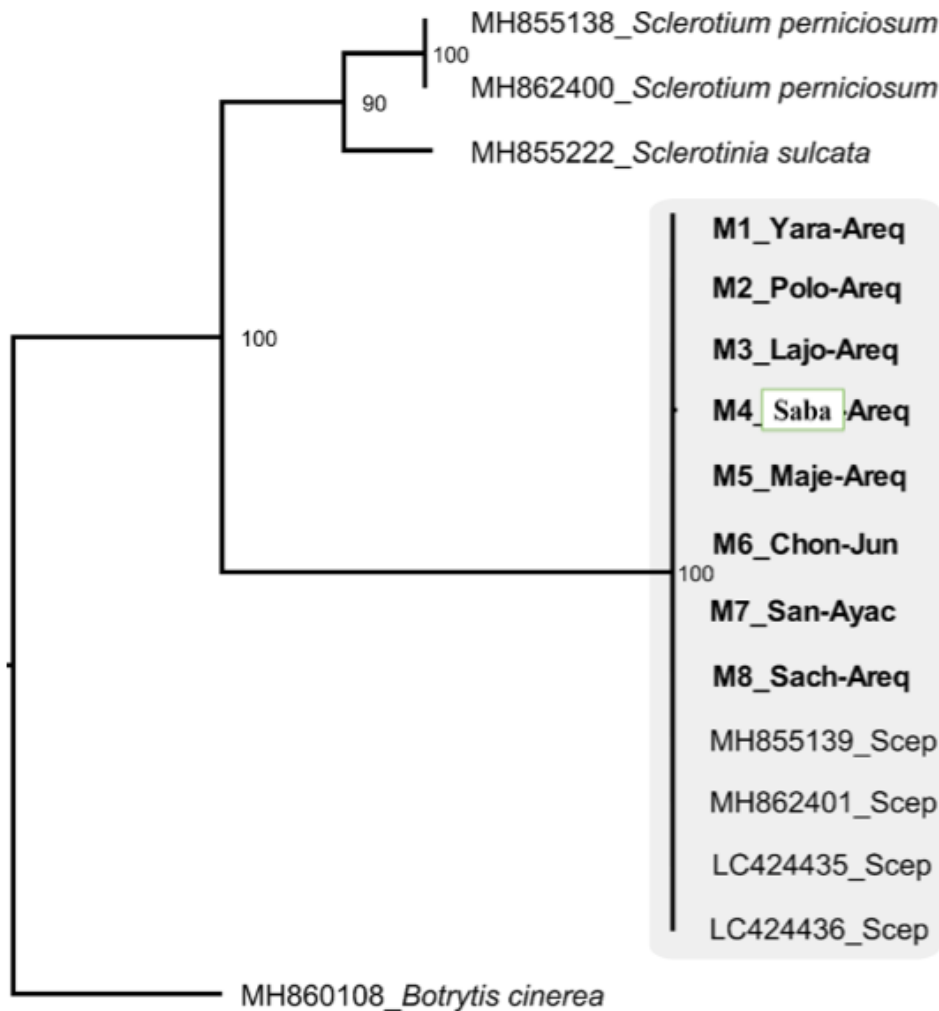


Figura 17: Análisis filogenético Bayesiano de secuencias de la región ITS1/ITS4 con 1106 nt de secuencias alineadas. El número en los nodos representan la media de los valores de la probabilidad posterior y la escala de la barra representa el número de sustituciones por sitio. Las letras en negrita corresponden a las secuencias de este estudio: número de muestra (M1-8) _lugar (Yar =Yarabamba, Pol =Polobaya, Lajo=La Joya, Maje=Majes, San=San Pedro, Sach=Sachaca, Saba=Sabandia, y Chon=Chongos Bajo) _Región (Areq= Arequipa, Ayac=Ayacucho y Jun=Junín); lo que no están en negrita representan a las secuencias del GenBank. Fueron usadas secuencias de *Stromatinia cepivora* (Scep), *Sclerotinia sulcata*, *Sclerotium perniciosum* y *Botrytis cinerea* (raíz).

En otros trabajos de identificación de *S. cepivorum*, similares, como el de Lupien *et al.* (2013), que identificó a *S. cepivorum* por síntomas y características del esclerote y análisis de la región ITS y se comparó con secuencias de patógenas como *Sclerotium perniciosum*, *Sclerotinia trifoliorum* y *S. sclerotiorum*, del GenBank, y hallaron un 99-100% de identidad con *S. cepivorum* del GenBank. Bakonyi *et al.* (2011), Cortez-Pérez y Guevara-González (2015) y Kim *et al.* (2023), hallaron resultados similares.

También, al identificar *S. cepivorum*, se confirma una vez más la utilidad del análisis de la región ITS para (Fatehi y Bridge 1998), establecer filogenias y divergencias evolutivas intra o íter específicas, basado (Boysen *et al.* 1996; y Sharma *et al.* 2023) en las características especiales de la región ITS; en el código de barras de hongos (Schoch *et al.* 2012) o la ubicación taxonómica de especies de *Sclerotium* (Xu *et al.* 2010).

La presencia de *S. cepivorum* en diferentes regiones del Perú y con mucha similitud para las secuencias de la región ITS, podría deberse a que el patógeno fue llevado de Arequipa, región en la que fue reportado por primera vez en la década de 1960, hacia otras regiones, principalmente por el movimiento de bulbos, con el patógeno, de ajo ‘Napurí’ o ‘Morado Arequipeño’ que fueron llevados de Arequipa para consumo humano y utilizados como “semilla”, o llevados para usarse como “semilla”; lo que también señala Pscheidt y Ocamb (2021), Ferry-Abee (2014) y Johnson (2020), en otros lugares. Así, *S. cepivorum* de Perú, tendría un ancestro común proveniente de Arequipa. En este contexto, otros autores como Couch y Kohn (2000), reportan alta probabilidad de diseminación clonal de aislamiento de Canadá y Nueva Zelanda, y que un aislamiento de Brasil fue similar a algunos aislados de Chile, Italia, México y Nueva Zelanda; y que *S. cepivora* fue diseminado de Europa.

4.2.2. Matriz de distancias

En la Tabla 12 se muestra una matriz de distancias entre las secuencias de los aislamientos de ocho distritos (M1_Yara-Areq, M3_Lajo-Areq, M5_Maje-Areq, M7_San-Ayac, M8_Sach-Areq, M4_Saba-Areq, M2_Polo-Areq y M6_Chon-Jun) en tres regiones del Perú y secuencias del GenBank (*Stromatinia cepivora*: Scep_LC424435, Scep_LC424436, Scep_MH862401 y Scep_MH855139; *Sclerotium perniciosum*: Sporni_MH855138 y Sporni_MH862400; *Sclerotinia sulcata* Ssulca_MH855222; y *Botrytis cinerea* Bcine_MH860108). Se encontró que la similitud del aislamiento de Yarabamba (Arequipa) con los de La Joya (Arequipa), Majes (Arequipa), San Pedro

Tabla 12: Matriz de distancias de secuencias de aislamientos peruanos y del GenBank. M1-8=lugar, Yar =Yarabamba, Pol=Polobaya, Lajo=La Joya, Maje=Majes, San=San Pedro, Sach=Sachaca, Saba=Sabandia y Chon=Chongos Bajo). Región (Areq= Arequipa, Ayac=Ayacucho y Jun= Junín. Secuencias del GenBank (*S.cepivora* (*Scep*), *Sclerotinia sulcata* (*S.sulca*), *Sclerotium perniciosum* (*S.perni*) y *Botrytis cinerea* (*B.cine*)).

Secuencias aislamientos	Porcentaje de similitud de las secuencias															
	M1_Yara-Areq	M3_Lajo-Areq	M5_Maje-Areq	M7_San-Ayac	M8_Sach-Areq	M4_Saba-Areq	M2_Polo-Areq	Scep_LC424435	Scep_LC424436	Scep_MH862401	Scep_MH855139	M6_Chon-Jun	Sperni_MH855138	Sperni_MH862400	Ssulca_MH855222	Bcine_MH860108
M1_Yara-Areq		100,00	100,00	100,00	100,00	99,95	99,82	99,82	99,82	99,82	99,68	99,55	60,44	60,44	59,95	46,84
M3_Lajo-Areq	100,00		100,00	100,00	100,00	99,95	99,82	99,82	99,82	99,82	99,68	99,55	60,44	60,44	59,95	46,84
M5_Maje-Areq	100,00	100,00		100,00	100,00	99,95	99,82	99,82	99,82	99,82	99,68	99,55	60,44	60,44	59,95	46,84
M7_San-Ayac	100,00	100,00	100,00		100,00	99,95	99,82	99,82	99,82	99,82	99,68	99,55	60,44	60,44	59,95	46,84
M8_Sach-Areq	100,00	100,00	100,00	100,00		99,95	99,82	99,82	99,82	99,82	99,68	99,55	60,44	60,44	59,95	46,84
M4_Saba-Areq	99,95	99,95	99,95	99,95	99,95		99,77	99,77	99,77	99,77	99,64	99,50	60,39	60,39	59,90	46,84
M2_Polo-Areq	99,82	99,82	99,82	99,82	99,82	99,77		99,64	99,64	99,64	99,50	99,64	60,34	60,34	59,91	46,79
Scep_LC424435	99,82	99,82	99,82	99,82	99,82	99,77	99,64		100,00	100,00	99,86	99,36	60,44	60,44	59,95	46,79
Scep_LC424436	99,82	99,82	99,82	99,82	99,82	99,77	99,64	100,00		100,00	99,86	99,36	60,44	60,44	59,95	46,79
Scep_MH862401	99,82	99,82	99,82	99,82	99,82	99,77	99,64	100,00	100,00		99,86	99,36	60,44	60,44	59,95	46,79
Scep_MH855139	99,68	99,68	99,68	99,68	99,68	99,64	99,50	99,86	99,86	99,86		99,23	60,45	60,45	59,95	46,79
M6_Chon-Jun	99,55	99,55	99,55	99,55	99,55	99,50	99,64	99,36	99,36	99,36	99,23		60,33	60,33	59,89	46,65
Sperni_MH855138	60,44	60,44	60,44	60,44	60,44	60,39	60,34	60,44	60,44	60,44	60,45	60,33		100,00	93,69	64,71
Sperni_MH862400	60,44	60,44	60,44	60,44	60,44	60,39	60,34	60,44	60,44	60,44	60,45	60,33	100,00		93,69	64,71
Ssulca_MH855222	59,95	59,95	59,95	59,95	59,95	59,90	59,91	59,95	59,95	59,95	59,95	59,89	93,69	93,69		64,83
Bcine_MH860108	46,84	46,84	46,84	46,84	46,84	46,84	46,79	46,79	46,79	46,79	46,79	46,65	64,71	64,71	64,83	

(Ayacucho) y Sachaca (Arequipa), fue de 100%; 99,85% con Polobaya (Arequipa); 99,95 % con Socabaya (Arequipa); y 99,55 con Chongos Bajo (Junin). De la misma manera Yarabamba (Arequipa) tuvo 99,82% de similitud con Scep_LC424435, Scep_LC424436 y Scep_MH862401, de *S. cepivora* del GenBank, pero 99,68% con Scep_MH855139; solo 60,44% con *Sclerotium perniciosum* Sporni_MH855138 y Sporni_MH862400 59,95; y finalmente 59,95% y 46,84% con los aislamientos *Sclerotinia sulcata* Ssulca_MH855222 y *Botrytis cinérea* Bcine_MH860108, respectivamente. Los aislamientos de La Joya (Arequipa), Majes (Arequipa), San Pedro (Ayacucho) y Sachaca (Arequipa), se comportaron igual que en el caso de Yarabamba.

Para el aislamiento de Sabandía (Arequipa) se halló una similitud de 99,95% con los aislamientos de Yarabamba (Arequipa), La Joya (Arequipa) y Majes (Arequipa), y 99,77 % de similitud con los aislamientos de Polobaya (Arequipa), Scep_LC424435, Scep_LC424436 y Scep_MH862401, de *S. cepivora* del GenBank, pero 99,64% con Scep_MH855139; 99,5% con el aislamiento de Chongos Bajo (Junín); y solo 60,39% con los aislamientos de *Sclerotium perniciosum* Sporni_MH855138 y Sporni_MH862400; y 59,9% y 46,84% con *S. sulcata* Ssulca_MH855222 y *B.cinerea*, respectivamente.

En el caso del aislamiento de Polobaya (Arequipa) tuvo una similitud de 99,82% con los aislamientos de Yarabamba (Arequipa), La Joya (Arequipa), San Pedro (Ayacucho), Sachaca (Arequipa) y Majes (Arequipa), y 99,77 % de similitud con los aislamientos de Sabandía (Arequipa); 99,64% con los aislamientos Scep_LC424435, Scep_LC424436 y Scep_MH862401, de *S. cepivora* del GenBank, pero 99,5% con Scep_MH855139; 99,64% con el aislamiento de Chongos Bajo (Junin); 60.34% con *Sclerotium perniciosum* Sporni_MH855138 y Sporni_MH862400; y finalmente 59,91% y 46,79% con los aislamientos *Sclerotinia sulcata* Ssulca_MH855222 y *Botrytis cinerea*, respectivamente.

En el aislamiento de Chongos Bajo (Junín) se tuvo una similitud de 99,55% con los aislamientos de Yarabamba (Arequipa), La Joya (Arequipa), San Pedro (Ayacucho) y Majes (Arequipa), y 99,50 % de similitud con el aislamiento de Sabandía (Arequipa); 99,36% con los aislamientos Scep_LC424435, Scep_LC424436 y Scep_MH862401, de *S. cepivora* del GenBank, pero 99,23% con Scep_MH855139; 99,64% con el aislamiento de Polobaya (Arequipa); y solo 60,33% con los aislamientos de *Sclerotium perniciosum* Sporni_MH855138 y Sporni_MH862400; y finalmente 59,89% y 46,65% con los aislamientos *Sclerotinia sulcata* Ssulca_MH855222 y *Botrytis cinerea*, respectivamente.

Los resultados de similitud de los aislamientos peruanos de *S. cepivorum* con los del GenBank, complementan lo mostrado en el árbol filogenético (Figura 6), respecto a que los aislamientos de Perú corresponden a *S. cepivorum*, con mínimas diferencias, entre sí.

Para buscar mayores diferencias genéticas entre aislamiento peruanos se tendría que recurrir a más aislamientos y al uso de herramientas moleculares empleadas en otros estudios como patrón de isoenzimas de esterasa (Sallam *et al.* 2009), Polimorfismo de los Fragmentos Amplificados al Azar (RAPD) (Luna y Ponce 2001; Tyson *et al.* 2002; Prieto, 2016), compatibilidad micelial (GCM)(Couch y Kohn 2000; Earnshaw y Boland 1997; Sammour *et al.* 2011), patogenicidad (Earnshaw *et al.* 2000; Moreno y Acevedo 2002; Sánchez-Pale *et al.* 2002; Reyes *et al.* 2003; y Bannoud *et al.* 2014).

4.3. EFICIENCIA DE FUNGICIDAS *IN VITRO*

En la Tabla 13 y Figura 18, se presentan los resultados del ensayo de eficiencia *in vitro* de los fungicidas y un testigo sin aplicación. Se observa que tanto en las placas de Polybio y del testigo sin fungicida, el micelio de *S. cepivorum* creció normalmente y llenó la placa a los 84 hds. En el caso de Cantus hubo ligero crecimiento del micelio del hongo, pero muy lentamente. En el caso de los fungicidas Verango Prime, Luna Experience, Orius, Fontelis y L-Especialista, no hubo crecimiento del micelio. Estos resultados demuestran la eficiencia *in vitro* de algunos fungicidas y la ineficiencia de otros: relacionada a los mecanismos de acción de los diferentes fungicidas.

Tabla 13: Crecimiento del micelio (Ø) (cm), en placas de Petri con medio envenenado, con fungicidas para el control de *S. cepivorum*, a las 0, 12, 24, 36, 48, 60, 72 y 84 hds.

Tratamientos	Diámetro de la colonia (cm), hds							
	0	12	24	36	48	60	72	84
Polybio	0,00	1,62	2,50	3,66	5,05	6,28	7,35	7,95
Testigo sin fungicida	0,00	1,68	2,54	3,62	4,99	6,40	7,45	8,00
Cantus	0,00	0,30	0,50	0,80	0,90	1,10	1,30	1,50
Luna Experience	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
Verango Prime	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
L-Especialista	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
Orius	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
Fontelis	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00

*Letras iguales junto a valores indican no diferencia estadística significativa (Duncan $p=0,05$).



Figura 18: Diámetro de la colonia (cm) de *S. cepivorum*, en placas de Petri con medio envenenado con fungicidas y testigo sin fungicida.

4.4. EFICIENCIA DE FUNGICIDAS EN CAMPO

4.4.1. Emergencia de ajo ‘Napuri’

En la tabla 14 se presentan los resultados de la emergencia de ajo ‘Napuri’, en el campo experimental. La evaluación se efectuó 25 días después de la plantación (ddp), cuando ya no se observó plantas en emergencia. En la tabla se observa que no hay diferencias marcadas en la emergencia de las plantas (93,25 y 95,5%) y un promedio de 94%, y considerado como bueno. La poca diferencia en las emergencias en los tratamientos puede deberse, probablemente, a que: los “dientes semilla” utilizados presentaron uniformidad en tamaño y peso (1,5 a 2 g); la uniformidad del suelo y del riego; los productos aplicados inmediatamente después de la plantación y las dosis, no afectaron el brotamiento y emergencia del ajo ‘Napuri’. En este sentido, la emergencia (94,75%) en el caso de los fungicidas aplicados al suelo después de la plantación (SDP) no muestra diferencias marcadas con la emergencia del testigo sin aplicación (93,25%) y ni con la emergencia (93,96%) en las unidades experimentales en las que se aplicó los fungicidas a la presencia de los síntomas (APS). El ANVA (Anexo 18) realizado no muestra diferencias estadísticas significativas entre tratamientos.

Tabla 14: Emergencia de ajo ‘Napuri’, a los 25 ddp.

Tratamientos	Emergencia (%)
Luna Experience SDP	95,50
Verango Prime SDP	95,00
Polybio SDP	95,00
Cantus SDP	94,75
L-Especialista APS	94,75
L-Especialista SDP	94,50
Orius SDP	94,25
Fontelis SDP	94,25
Cantus APS	94,25
Orius APS	94,25
Polybio APS	94,25
Fontelis APS	94,00
Luna Experience APS	93,75
Verango APS	93,25
Testigo sin fungicida	93,25

4.4.2. Altura de la parte aérea

En la Tabla 15 se muestran los resultados de la altura de la parte aérea de ajo ‘Napuri’, medido desde la base de la planta hasta la máxima longitud de la hoja más larga. Se midió cada 10 días desde los 30 ddp, esperando la total emergencia de las plantas. Se observa que hasta los 50 ddp el crecimiento es relativamente lento (en promedio 12, 15 y 20 cm, a los 30, 40 y 50 ddp, respectivamente) y luego a partir de esta edad hay un crecimiento más rápido hasta los 90 ddp (en promedio 28, 40, 52 y 59 cm, a los 60, 70, 80 y 90 ddp, respectivamente). Posteriormente a los 100 y 110 días después de la plantación, el crecimiento es mucho menor debido a que la planta se encontraba en proceso de bulbeo y el crecimiento de hojas y raíces se reduce hasta cesar. Este crecimiento es normal puesto que semeja la curva sigmoideal de crecimiento de las plantas en general y también concuerda con los resultados de crecimiento del ajo ‘Napuri’, encontrados en otras investigaciones en Arequipa. En relación al análisis estadístico, no se hallaron diferencias estadísticas significativas para la prueba de homogeneidad de variancias para ninguno de los siete momentos de evaluación de la altura de la parte aérea, como se puede observar en los anexos 19-27. La explicación a estos resultados puede hacerse considerando que las fungidas aplicadas al suelo inmediatamente después de la plantación y al igual que los aplicados a la aparición de la enfermedad, no tuvieron efecto en el crecimiento del ajo ‘Napuri’. En el caso del testigo sin aplicación, el crecimiento también fue normal.

Tabla 15: Altura de la parte aérea (cm) de ajo ‘Napurí’.

Tratamiento	Altura de parte aérea (cm), a diferentes ddp								
	30	40	50	60	70	80	90	100	110
Verango Prime APS	12,13	14,68	20,08	28,25	40,45	52,00	58,05	62,10	62,30
Verango Prime SDP	11,25	15,60	20,00	27,78	39,43	51,98	59,90	61,50	62,00
L-Especialista SDP	12,03	15,00	19,78	28,13	40,25	52,00	58,95	61,10	61,50
Luna Experience APS	12,53	14,75	19,95	28,13	40,20	52,15	60,10	60,80	61,20
Fontelis APS	12,03	14,90	20,23	28,20	39,88	51,96	58,95	60,80	61,00
Polybio APS	12,00	15,08	19,75	28,18	40,50	51,70	58,90	60,90	60,90
Luna Experience SDP	11,88	15,33	19,38	27,98	40,90	52,63	58,35	60,30	60,70
Orius APS	12,10	14,75	19,73	28,20	40,03	52,50	57,85	60,30	60,60
Cantus APS	12,48	15,15	19,48	28,20	39,78	52,13	60,90	60,20	60,50
Polybio SDP	12,18	15,00	19,68	27,98	40,20	51,65	58,30	59,90	60,50
Testigo sin fungicida	11,98	15,08	19,88	28,13	40,23	51,65	58,20	59,90	60,50
Fontelis SDP	11,73	14,63	20,20	27,73	39,73	51,63	58,10	59,80	60,30
Cantus SDP	12,15	14,40	19,85	28,03	39,95	52,00	57,18	58,80	59,90
L-Especialista APS	12,45	14,95	19,75	27,98	40,33	52,33	59,55	59,00	59,30
Orius SDP	12,03	15,33	20,25	28,18	40,20	52,50	56,73	57,40	57,60

4.4.3. Incidencia

a. Incidencia en la parte aérea

En la Tabla 16 se muestran los síntomas de la podredumbre blanca causada por *S. cepivorum*, en la parte aérea del ajo ‘Napurí’ desde que se observaron los primeros síntomas a los 110 días después de la plantación. Aunque los síntomas pueden aparecer en el campo en la zona a los 30 días de la plantación, dependiendo de las condiciones ambientales, manejo del cultivo, el grado de monocultivo de aliáceas y de la cantidad de esclerotes en el suelo. La literatura señala momentos de aparición de síntomas a los 60 días de la siembra (Johnson 2020), o en cualquier etapa del cultivo (Fuga *et al.* 2012; Granados 2005), plantas con tres a cinco hojas (Massola Jr. *et al.* 2016).

Por otra parte, se observa que, a los 110 ddp la incidencia varió de 0,25%, en la mayoría de los casos, hasta 1,25% en el testigo; a los 120 ddp aumenta en un promedio de más de 2%, siendo el testigo con la mayor incidencia (3,75%), seguido de Polybio APS (aplicado a la presencia de síntomas) con 3,25%, y la menor incidencia se halló con la aplicación de Cantus SDP (aplicado al suelo a la plantación), con 1.25%; a los 130 ddp, la incidencia en plantas aumenta en un promedio de más de 6%, siendo el testigo con la mayor incidencia (14,25%), seguido de Polybio APS con 13,75%, y la menor incidencia se halló

con la aplicación de Cantus SDP con 2.75%; a los 140 ddp aumenta en un promedio de más de 12%, siendo Polybio APS quien presenta la mayor incidencia con 30,50%, seguido del testigo con 23,50%, y la menor incidencia se halló con la aplicación de Cantus SDP y Verango Prime SDP, ambos con 5,75%; a los 150 ddp y antes de la cosecha, la incidencia aumenta en un promedio de más de 23%; Polybio APS presenta la mayor incidencia (45,00%), luego el testigo (42,00%). La menor incidencia se halló con Cantus SDP (13%) y Verango Prime SDP (13,25%). El ANVA (Anexos 28-32) muestra diferencias estadísticas significativas entre tratamientos. La prueba de Tukey a los 150 días, muestra que si hay diferencias significativas entre Polybio SDP y APS y testigo sin aplicación, mostrando la ineffectividad de Polybio en ambos momentos de aplicación.

Tabla 16: Incidencia de *S. cepivorum*, en plantas de ajo ‘Napuri’, a los 110, 120, 130, 140 y 150 días después de la plantación.

Tratamientos	i.a.	Incidencia (%)				
		110ddp	120ddp	130ddp	140ddp	150ddp
Polybio APS	Polyoxin B	0,75a	3,25ab	13,75a	30,50a	45,00a
Testigo sin fungicida		1,25a	3,50a	14,25a	23,50ab	42,00ab
Polybio SDP	Polyoxin B	1,00	3,00ab	12,50a	19,25abc	38,25abc
L-Especialista APS	Fludioxonil	0,25a	2,50ab	5,75b	16,25bcd	27,00bcd
Luna Experience APS	Fluopyram + tebuconazole	0,25a	2,25ab	5,50b	16,50bcd	26,00bcde
Fontelis APS	Penthiopyrad	0,25a	2,5ab	5,75b	17,50bcd	25,00bcde
Verango Prime APS	Fluopyram	0,25a	2,25ab	5,75b	13,00bcd	24,00cde
Orius APS	Tebuconazole	0,25a	2,00ab	5,00b	12,50bcd	21,25cde
L-Especialista SDP	Fludioxonil	0,25a	2,00ab	4,50b	11,50bcd	21,00cde
Cantus APS	Boscalid	0,25a	1,75ab	4,25b	11,00bcd	19,25de
El Fontelis SDP	Penthiopyrad	0,25a	1,75ab	4,50b	9,00cd	16,00de
Luna Experience SDP	Fluopyram + tebuconazole	0,25a	2,25ab	4,00b	6,50cd	13,25de
Orius SDP	Tebuconazole	0,25a	1,5ab	3,75b	6,25d	13,00de
Verango Prime SDP	Fluopyram	0,25a	1,50ab	3,25b	5,75d	9,25de
Cantus SDP	Boscalid	0,25a	1,25b	2,75b	5,75d	8,25e

*Letras iguales junto a valores indican no diferencia estadística significativa (Tukey $p=0,05$).

Al analizar la Tabla 16, en general los fungicidas aplicados a la presencia de síntomas (APS), muestran una incidencia promedio de 26,8% frente a los fungicidas aplicados inmediatamente después de la plantación (SDP) con 13,5% (sin considerar a Polybio, pues no tuvo control), casi 50% menos de incidencia. Esto evidencia que la aplicación a la presencia de síntomas es menos efectiva que la aplicación al momento de la plantación, probablemente debido a que al aplicar al momento de la presencia de síntomas (en este

caso 110 días después de la plantación) parte del fungicida se adhiere al follaje y no llega al suelo, en comparación con la aplicación al suelo inmediatamente después de la plantación, en el que la casi totalidad del fungicida llega al suelo, considerando algún porcentaje de arrastre por el viento, durante la aplicación. Esto plantea la posibilidad de efectuar aplicaciones al momento de la instalación y otra a los 60 días después de la plantación, antes del mayor desarrollo del follaje; teniendo en cuenta la efectividad del fungicida en el suelo, en el tiempo, en el suelo. Al respecto varios autores como Tyson *et al.* (2008), planean aplicar los fungicidas antes de que ocurra la infección y antes de que las temperaturas del suelo sean propicias para la germinación de los esclerotes; o a la plantación en bandas sobre el suelo, con ajo sembrado (Onion World 2011; Ferry-Abee 2014; Ferry-Abee y Davis 2014; Davis *et al.* 2015; Wilson 2017; Swett *et al.* 2019; Pscheidt y Ocamb 2021), tres aplicaciones durante el cultivo (Delgadillo *et al.* 2002), a la siembra (se reduce efectividad durante campaña) y después de siembra, al follaje o al cuello de la planta, o combinaciones de suelo y follaje, a la semilla de ajo (Lourenço Jr. *et al.* 2018).

En la Figura 19 se muestra la tendencia en la evolución de la enfermedad y se observa que entre los 130 y 150 ddp un aumento drástico, sobre todo en los últimos 10 días donde aumenta en un 23% comparado con 12% entre los 130 y 140 ddp. Este aumento se puede deber a que al aumentar el número de plantas enfermas, aumenta también el movimiento de micelio del hongo en el suelo, según algunos autores hasta 10 cm, de planta a planta por el contacto entre las raíces infectadas con las sanas, si están separadas entre 1 a 2 cm (Crowe 1995), por arrastre de micelio por el riego (Ferry-Abee 2014), considerando que el experimento se condujo con riego por gravedad; concordando además con Ferry-Abee (2014), quien señala que los síntomas se presentan pocas semanas antes de la cosecha.

Los síntomas observados de la podredumbre blanca causada por *S. cepivorum* corresponden a los descritos por varios autores (Johnson 2020; Massola Jr. *et al.* 2016; Entwistle 1990; Swett *et al.* 2019; y Pscheidt y Ocamb 2021), como amarillamiento y muerte regresiva de las hojas más viejas, plantas que se extraen con facilidad y con tierra pegada a los bulbos, además de micelio y esclerotes en el bulbo y en el cuello de la planta.

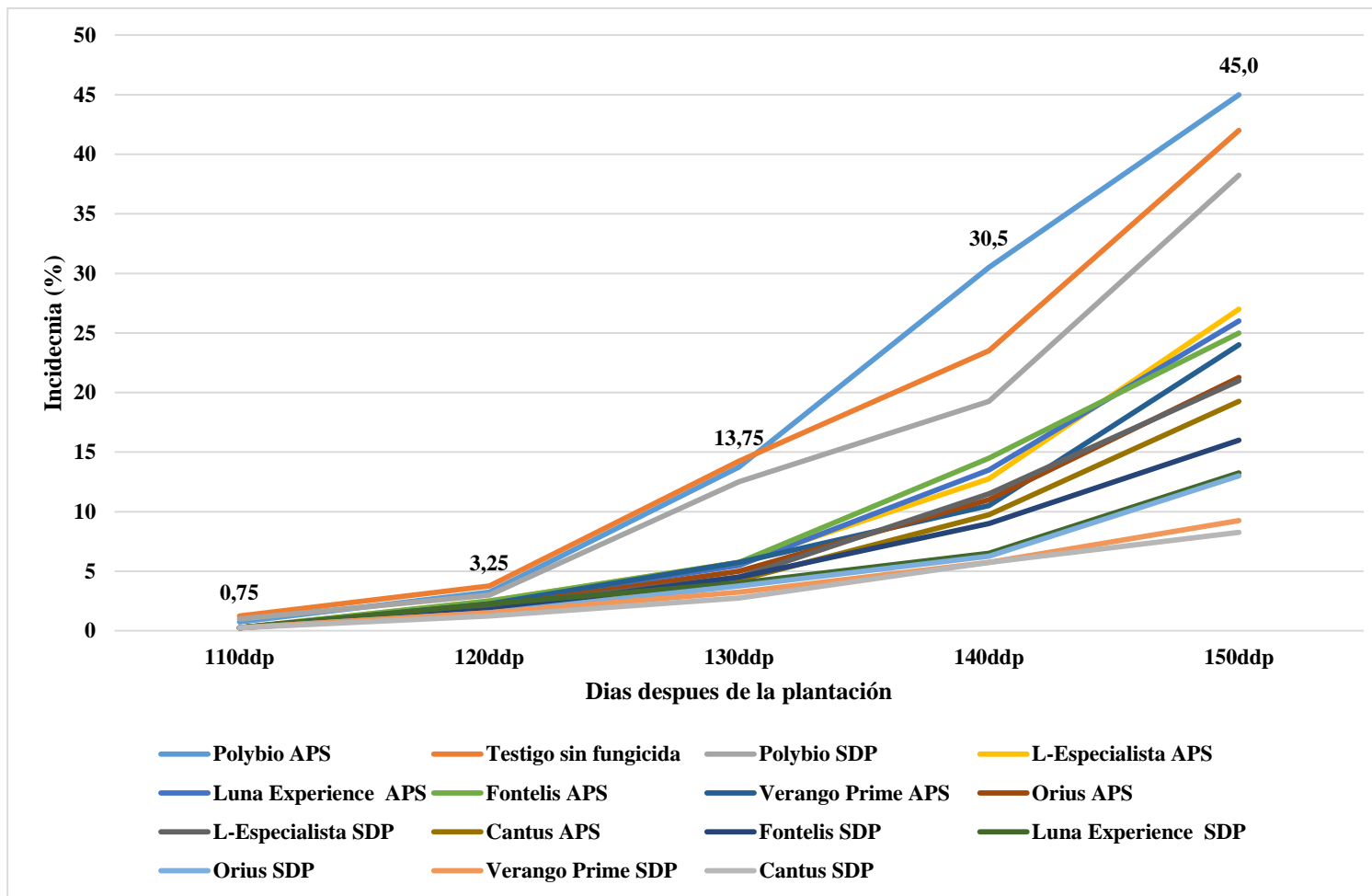


Figura 19: Incidencia de *S. cepivorum*, en plantas de ajo ‘Napuri’, a los 110, 120, 130, 140 y 150 días después de la plantación.

El ataque de *S. cepivorum* al ajo ‘Napurí’, se debe a una población suficiente de esclerotes en el suelo (cuatro por kg de suelo en el presente experimento), que permanecen viables durante muchos años, para atacar al ajo y provocar síntomas; la población encontrada está dentro de los rangos reportados dañinos por autores como Swett *et al.* (2019); Entwistle (1990); Johnson (2020); Pscheidt y Ocamb (2021). Así mismo, la producción de exudados radiculares por el ajo para estimular la germinación del esclerote, como lo señalan Somerville y Hall (1987); Johnson (2020); Davis *et al.* (2007); Reddy *et al.* (1992); Entwistle *et al.* (1994); y el posterior crecimiento del micelio en busca del hospedante (Crowe 1995) e infección, mediante la producción de poligalacturonasas y pectinesterasas (Metcalf y Wilson (1999) y ácido oxálico (Stone y Armentrout 1985). Finalmente, las condiciones ambientales de suelo y temperaturas, durante el experimento, óptimas para la germinación de los esclerotes (Tabla 6) y la consecuente enfermedad, que concuerdan con reportes de la literatura (Adams y Papavizas 1971; Johnson 2020; Swett *et al.* 2019; Fuga *et al.* 2012; Utkhede 1982; Marcuzzo y Luiz 2017; y Crowe 2017).

b. Área bajo la curva de progreso de la enfermedad (ABCPE)

En la Tabla 17, se muestra el área bajo la curva de progreso de la enfermedad en base a los síntomas de la parte aérea. Se observa que tanto Polybio como el testigo sin aplicación de fungicida son los que muestran un mayor valor, seguido de los tratamientos con fungicidas aplicados a la presencia de síntomas. Esto confirma una vez más lo descrito anteriormente de la ineficiencia de Polybio y que la aplicación de los fungicidas inmediatamente después de la plantación es más efectiva. El ANVA (Anexo 33) muestra diferencias estadísticas significativas, al igual que la prueba de Tukey, que se muestra en la Tabla 17. Se observa que los fungicidas más eficientes son Orius APS, L-Especialista SDP, Cantus APS, Fontelis SDP, Luna Experience SDP, Orius SDP, Verango Prime SDP y Cantus SDP; sin diferencias estadísticas significativas.

Por otro lado, los fungicidas con menor ABCPE fueron Orius SDP, Verango Prime SDP y Cantus SDP, todos ellos aplicados inmediatamente después de la plantación, sobre el suelo con ajo plantado y antes del riego por gravedad. Probablemente esta mejor eficacia se debe a las características físico químicas de los productos, su mecanismo de acción, menor fijación y/o lixiviación en el suelo, degradación microbiana, fotosensibilidad, dosis de aplicación y la formulación.

Tabla 17: Área bajo la curva de progreso de la enfermedad (ABCPE), en plantas de ajo ‘Napuri’.

Tratamientos	i.a.	Área Bajo la Curva de Progreso de la Enfermedad (ABCPE)
Polybio APS	Polyoxin B	708a
Testigo sin fungicida		638ab
Polybio SDP	Polyoxin B	549b
Fontelis APS	Penthiopyrad	355c
L-Especialista APS	Fludioxonil	348cd
Luna Experience APS	Fluopyram + tebuconazole	345cd
Verango Prime APS	Fluopyram	308cde
Orius APS	Tebuconazole	289cdef
L-Especialista SDP	Fludioxonil	288cdef
Cantus APS	Boscalid	257cdef
Fontelis SDP	Penthiopyrad	235cdef
Luna Experience SDP	Fluopyram + tebuconazole	196def
Orius SDP	Tebuconazole	183ef
Verango Prime SDP	Fluopyram	154f
Cantus SDP	Boscalid	141f

*Letras iguales junto a valores indican no diferencia estadística significativa (Tukey $p=0,05$).

c. Incidencia en bulbos

En la Tabla 18 y figura 20 se muestran los resultados de la incidencia de podredumbre blanca en bulbos de ajo ‘Napuri’, a la cosecha (155 días después de la plantación). Los valores son muy similares a los explicados en el punto 4.4.3.a., sobre la incidencia en plantas a los 150 ddp. Las ligeras variaciones pueden deberse a que los síntomas de *S.cepivorum*, en campo, se pueden confundir con síntomas de fusariosis o del nematodo del tallo y del bulbo, presentes en el campo experimental. El ANVA mostró diferencias estadísticas significativas entre tratamientos, como se muestra en el anexo 34. Por otro lado la prueba de Tukey, con una probabilidad de 0,05, también muestran diferencias estadísticas significativas. Así mismo se puede confirmar las diferencias entre los tratamientos y la mayor eficiencia de los fungicidas cuando se aplican a la plantación y la menor eficiencia cuando la aplicación es a la aparición de los síntomas, probablemente porque cuando los síntomas se presentan el daño al sistema radicular o al bulbo es tal que el fungicida no puede regenerar raíces ni tejido del bulbo. De igual forma la ineficiencia de Polybio en ambos momentos de aplicación.

Tabla 18: Incidencia de *S.cepivorum* en bulbos de ajo ‘Napuri’, a la cosecha.

Tratamiento	i.a.	Incidencia (%)
Polybio APS	Polyoxin B	46,00 a
Testigo sin fungicida		45,00 a
Polybio SDP	Polyoxin B	42,00 b c
L-Especialista APS	Fludioxonil	24,00 b c d
Fontelis APS	Penthiopyrad	21,00 b c d
Luna Experience APS	Fluopyram + tebuconazole	21,00 b c d
Orius APS	Tebuconazole	19,00 b c d
Verango Prime APS	Fluopyram	18,00 b c d
L-Especialista SDP	Fludioxonil	17,00 b c d
Cantus APS	Boscalid	16,00 b c d
Fontelis SDP	Penthiopyrad	15,00 c d
Luna Experience SDP	Fluopyram + tebuconazole	14,00 d
Orius SDP	Tebuconazole	13,00 d
Verango Prime SDP	Fluopyram	9,00 d
Cantus SDP	Boscalid	9,00 d

*Letras iguales junto a valores indican no diferencia estadística significativa (Tukey $p=0,05$).

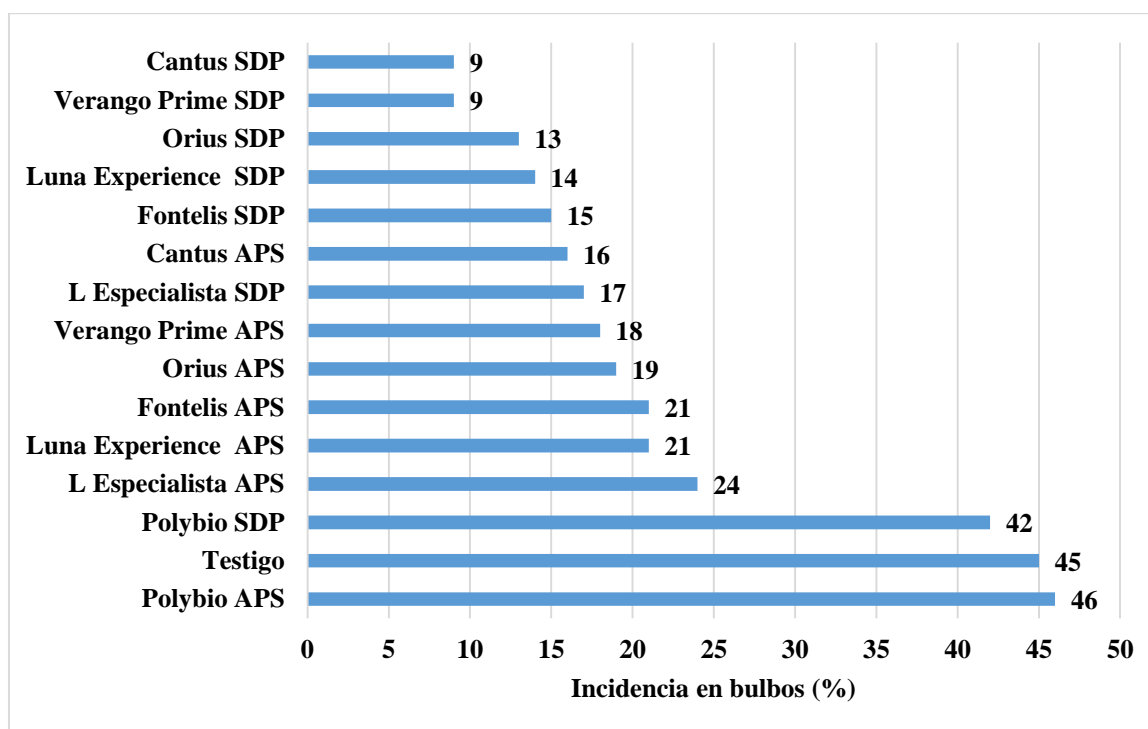


Figura 20: Incidencia de *S. cepivorum* en bulbos de ajo ‘Napuri’, a la cosecha.

La incidencia en bulbos por *S. cepivorum*, es muy similar a la incidencia en la parte aérea, porque el patógeno ataca los órganos subterráneos y provoca síntomas aéreos.

En la Tabla 19 se muestra una comparación de los promedios de la incidencia en bulbos entre la aplicación en la plantación y de la aplicación a la presencia de los síntomas y el testigo. Se observa que la incidencia es menor cuando se aplica a la plantación (aproximadamente 17%) frente a un 26% de incidencia cuando se aplica a la presencia de síntomas, y naturalmente la incidencia en el testigo es mucho mayor (45%). Esto estaría mostrando que es mejor aplicar los fungicidas al momento de la plantación.

Tabla 19: Incidencia promedio (%) comparativa entre testigo y momentos de aplicación.

Tratamiento	Incidencia promedio (%), independiente del fungicida
Testigo sin fungicida	45
Aplicación a la presencia de síntomas (APS)	24
Aplicación al suelo después de la plantación (SDP)	17

En la Tabla 20 se presentan los resultados de la comparación de los promedios de la incidencia en bulbos entre los fungicidas, independientemente del momento de aplicación y el testigo sin fungicida. Se observa que la incidencia para Polybio y para el testigo es muy similares, lo que estaría confirmando lo explicado anteriormente respecto a la ineficiencia de Polybio en campo. En el otro caso destaca la menor incidencia para los fungicidas de Cantus, Verango Prime, Orius, Luna Experience, Fontelis y L-Especialista

Tabla 20: Incidencia promedio (%) comparativa entre testigo y los fungicidas aplicados y según momentos de aplicación.

Tratamiento	Incidencia promedio por fungicida (%), independiente del momento de aplicación
Polybio	44
Testigo sin fungicida	45
L-Especialista	21
Fontelis	18
Luna Experience	18
Orius	16
Verango Prime	14
Cantus	13

con valores de incidencia de 13, 14, 16, 18, 18 y 21 %, respectivamente; lo cual confirma lo señalado por la literatura revisada y las recomendaciones de los fabricantes en el control de *S. cepivorum*, aunque con ciertas diferencias.

4.4.4. Severidad en bulbos

En la Tabla 21 y Figura 21, se muestran los resultados de la evaluación de la severidad en bulbos, de acuerdo a una propuesta de escala de evaluación descriptiva de 10 grados. Se observa que la mayor cantidad de bulbos se encuentran en el estado 8 y 9 de severidad, especialmente en el grado 9, muy cerca de la cosecha. Esta tendencia, a que una gran proporción de bulbos se encuentren en el grado 9 se puede deber a que los ataques en el último momento fueron menores que los ataques en momentos como los 130 días y proseguir la enfermedad en los últimos días hasta llegar a un nivel de daño de grado 9. Al parecer por las condiciones de temperatura, fundamentalmente, los ataques tardíos que conlleven a niveles bajos de severidad no ocurrieron, lo que explica la baja proporción de bulbos con niveles bajos de daño, según la escala utilizada.

Tabla 21: Severidad en porcentaje de bulbos con síntomas de podredumbre blanca y/o signos, según la escala de evaluación descriptiva de 10 grados, que se propone.

Tratamientos	Grado (% de plantas en cada grado)									
	0	1	2	3	4	5	6	7	8	9
Cantus SDP	91	0	0	2	0	0	0	0	2	5
Verango Prime SDP	91	1	1	0	0	1	0	1	1	4
Orius SDP	87	1	0	1	0	0	0	1	2	8
Luna Experience SDP	86	0	1	0	0	1	0	1	2	9
Fontelis SDP	85	1	0	0	0	0	1	0	2	11
Cantus APS	84	0	1	0	1	1	0	0	2	11
L-Especialista SDP	83	1	0	0	0	0	1	1	2	12
Verango Prime APS	82	1	1	1	0	1	0	1	1	12
Orius APS	81	0	0	1	0	0	0	1	2	15
Luna Experience APS	79	0	0	1	0	1	2	0	2	15
Fontelis APS	79	0	0	1	0	0	1	1	1	17
L-Especialista APS	76	0	0	0	1	0	1	2	2	18
Polybio SDP	58	1	0	1	1	1	1	4	2	31
Testigo sin fungicida	55	1	2	0	3	2	2	2	7	26
Polybio APS	54	3	1	2	0	1	1	1	0	37

En las Figuras 22, 23, 24, 25, 26, 27, 28, 29, 30 y 31 se muestran las imágenes comparativas de los bulbos de ajo ‘Napurí’, con diferentes grados de severidad. En la escala se evalúa el grado de mancha o decoloración de la superficie del bulbo, que los

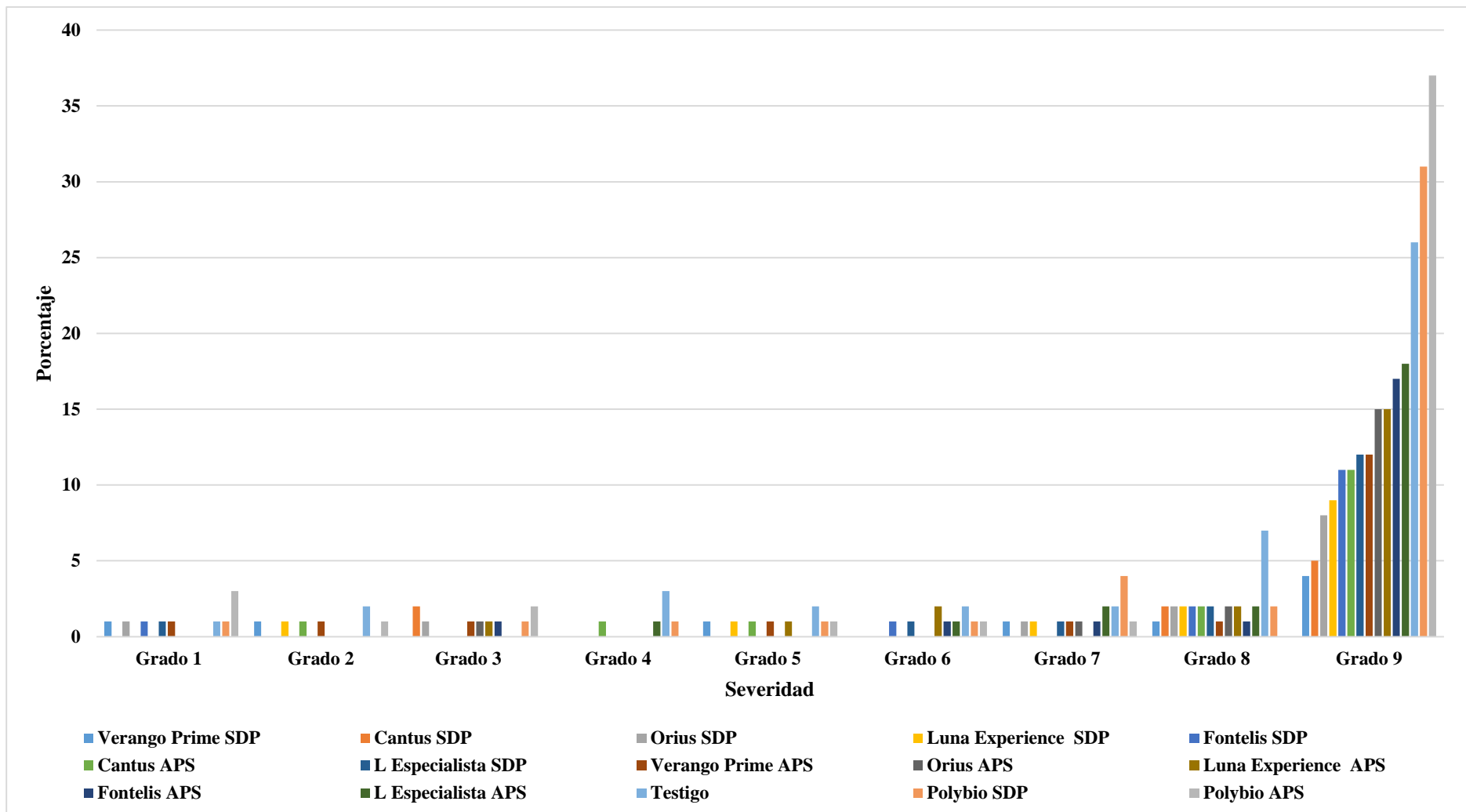


Figura 21: Porcentaje de bulbos de ajo ‘Napurí’, con diferentes grados de severidad por *S. cepivorum*, a la cosecha.

comerciantes le atribuyen el nombre de ajo “carnavaleado”, en atribución al talco de colores utilizado en las fiestas de carnavales en el campo y que el daño por esta decoloración es visible y estimable en el bulbo. También se consideró la pudrición de los bulbillos o “dientes” del ajo y la posibilidad de venta en el mercado.

En la Figura 22 se muestra la imagen de bulbos con grado de severidad de 0, los bulbos no presentan síntomas visibles y son totalmente comerciales. En ajo ‘Napuri’ es un ajo tipificado como blanco debido a que la cubierta del “diente” o gajo es de color blanquecino, sin embargo, las cubiertas externas del bulbo o cáscara suelen ser de color morado bajo ciertas condiciones de producción como el Distrito de La Joya, en Arequipa.



Figura 22: Grado 0 de severidad en bulbos de ajo ‘Napuri’, a la cosecha.

En la Figura 23, se muestran imágenes de bulbos de ajo con severidad en grado 1 y la comparación con bulbos sin daño. En el grado 1, el manchado o decoloración del bulbo puede abarcar menos del 10% de su superficie, no hay pudrición de los “dientes” o gajos; y el bulbo con ese defecto, se puede comercializar como ajo de categoría segunda y normalmente a la mitad del precio del ajo de calidad primera (tamaño grande y sin defectos). Este ajo manchado generalmente se comercializa como ajo pelado, debido a que el consumidor no lo compra como bulbo entero por los defectos de color. Al momento de la cosecha estos síntomas son poco visibles y durante la selección y clasificación de los bulbos es más factible detectarlos.

En la Figura 24, se muestran imágenes de bulbos de ajo con severidad en grado 2 y la comparación con bulbos sin daño. En el grado 2, el manchado o decoloración del bulbo puede abarcar entre 10 y 20% de la superficie del bulbo, no hay pudrición de los “dientes” o gajos; y el bulbo con ese defecto, normalmente ya no se comercializa.



Figura 23: Grado 1 de severidad en bulbos de ajo ‘Napurí’; y comparado con el grado 0.



Figura 24: Grado 2 de severidad en bulbos de ajo ‘Napurí’; comparado con el grado 0.

En la Figura 25, se muestran imágenes de bulbos de ajo con severidad en grado 3 y la comparación con bulbos sin daño. En el grado 3, el manchado o decoloración del bulbo puede abarcar entre 20 y 30% de la superficie del bulbo, no hay pudrición de los “dientes” o gajos; y el bulbo con ese defecto, normalmente ya no se comercializa. En este nivel de daño a los bulbos los síntomas son más visibles y detectables con mayor facilidad al momento de la clasificación y selección.



Figura 25: Grado 3 de severidad en bulbos de ajo ‘Napurí’; y comparado con el grado 0.

En la Figura 26, se muestran imágenes de bulbos de ajo con severidad en grado 4 y la comparación con bulbos sin daño. En el grado 4, el manchado o decoloración del bulbo puede abarcar entre 30 y 40% de la superficie del bulbo, ya hay pudrición de los “dientes” o gajos; y el bulbo con ese defecto, ya no se comercializa. La identificación de estos bulbos con ese nivel de daño es más fácil debido a que ya se puede encontrar bulbos con dientes podridos. Estos bulbos por lo general se dejan en el campo y cuando se forman

esclerotes, estos sirven como fuente de inóculo para las siguientes campañas y por muchos años como lo señalan varios autores.



Figura 26: Grado 4 de severidad en bulbos de ajo ‘Napurí’; y comparado con el grado 0.

En la Figura 27, se muestran imágenes de bulbos de ajo con severidad en grado 5 y la comparación con bulbos sin daño. En el grado 5, el manchado o decoloración del bulbo puede abarcar entre 40 y 50% de la superficie del bulbo, hay mayor pudrición de los “dientes” o gajos; y el bulbo con ese defecto, ya no es comercial. En este nivel de daño normalmente se pueden encontrar esclerotes, por lo general en el cuello de la planta o en el bulbo, mezclados con tierra. Estos bulbos por lo general se dejan en el campo y cuando se forman esclerotes, estos sirven como fuente de inóculo para siguientes campañas por muchos años y señalado por varios autores.



Figura 27: Grado 5 de severidad en bulbos de ajo ‘Napurí’; y comparado con el grado 0.

En la Figura 28, se muestran imágenes de bulbos de ajo con severidad en grado 6 y la comparación con bulbos sin daño. En el grado 6, el manchado o decoloración del bulbo puede abarcar entre 50 y 60% de la superficie del bulbo, la pudrición de los “dientes” o gajos, puede llegar a un 50%; y el bulbo con ese defecto, ya no es comercial. También se pueden encontrar esclerotes, en el cuello de la planta o en el bulbo, mezclados con tierra. Estos bulbos por lo general quedan en el campo y cuando se forman esclerotes, estos sirven de inóculo para siguientes campañas muchos años como lo señalan varios autores.

En la Figura 29, se muestran imágenes de bulbos de ajo con severidad en grado 7 y la comparación con bulbos sin daño. En el grado 7, el manchado o decoloración del bulbo puede abarcar entre 60 y 70% de la superficie del bulbo, la pudrición de los “dientes” o

gajos, puede llegar a un 60%; y el bulbo no es comercial. También se pueden encontrar esclerotes, por lo general en el cuello de la planta o en el bulbo, mezclados con tierra. Estos bulbos por lo general se dejan en el campo y cuando se forman esclerotes, estos sirven como fuente de inóculo para siguientes campañas por muchos años como lo señalan varios autores.



Figura 28: Grado 6 de severidad en bulbos de ajo ‘Napurí’; y comparado con el grado 0.



Figura 29: Grado 7 de severidad en bulbos de ajo ‘Napurí’; y comparado con el grado 0.

En la Figura 30, se muestran imágenes de bulbos de ajo con severidad en grado 8 y la comparación con bulbos sin daño. En el grado 8, el manchado o decoloración del bulbo puede abarcar entre 70 y 80% de la superficie del bulbo, la pudrición de los “dientes” o gajos, puede llegar a un 75%; y el bulbo no es comercial. También se pueden encontrar esclerotes, por lo general en el cuello de la planta o en el bulbo, mezclados con tierra. Estos bulbos por lo general se dejan en el campo y cuando se forman esclerotes, estos sirven como fuente de inóculo para siguientes campañas por muchos años como lo señalan varios autores.

En la Figura 31, se muestran imágenes de bulbos de ajo con severidad en grado 9 y la comparación con bulbos sin daño. En el grado 9, el manchado o decoloración del bulbo puede abarcar más del 80% de la superficie del bulbo, la pudrición del bulbo es casi total y es común que los bulbos estén cubiertos total o parcialmente con tierra, en muchos casos mezclados con la tierra se encuentran esclerotes típicos de *S.cepivorum*. Estos bulbos por lo general se dejan en el campo y cuando se forman esclerotes, estos sirven como fuente de inóculo para siguientes campañas por muchos años como lo señalan varios autores.



Figura 30: Grado 8 de severidad en bulbos de ajo ‘Napurí’; y comparado con el grado 0.



Figura 31: Grado 9 de severidad en bulbos de ajo ‘Napurí’; y comparado con el grado 0.

4.4.5. Rendimiento

En la Tabla 22 y Figura 32, se presentan los resultados de rendimiento de ajo ‘Napurí’ y se observa que el tratamiento con Cantus, aplicado al suelo en la plantación tuvo el mayor rendimiento con $14,98 \text{ t ha}^{-1}$, seguido muy de cerca por Verango Prime con $14,79 \text{ t ha}^{-1}$. Los menores rendimientos se obtuvieron con Polybio al momento de la plantación y a la presencia de síntomas con $8,74 \text{ t ha}^{-1}$ y $8,20 \text{ t ha}^{-1}$, respectivamente; mientras el testigo tuvo un rendimiento de $8,08 \text{ t ha}^{-1}$.

El ANVA, anexo 35, muestra diferencias estadísticas significativas entre tratamientos y la prueba de comparación de promedios de Tukey, también muestra diferencias estadísticas significativas. Así, los rendimientos obtenidos con los tratamientos de los fungicidas Cantus SDP, Verango Prime SDP, Luna Experience SDP, Orius SDP, Cantus APS, Fontelis SDP, Verango Prime APS, L-Especialista APS, Fontelis APS, Orius APS, L-Especialista SDP, Luna Experience APS, no muestran diferencias estadísticas significativas para la prueba de Tukey, lo que demuestra la efectividad de estos fungicidas en el control de *S. cepivorum* en ajo ‘Napurí’, en un campo con infestación natural, a pesar de las diferencias encontradas para la incidencia en la parte aérea o en los bulbos, o la severidad en los bulbos; y además independiente del momento de aplicación; lo que no ocurre con Polybio en los dos momentos de aplicación.

Tabla 22: Rendimiento comercial (t ha⁻¹) de ajo ‘Napuri’.

Tratamiento	i.a.	Rendimiento comercial (t ha ⁻¹)
Cantus SDP	Boscalid	14,98 a
Verango Prime SDP	Fluopyram	14,79 a
Luna Experience SDP	Fluopyram + tebuconazole	13,90 a b
Orius SDP	Tebuconazole	13,26 a b c
Cantus APS	Boscalid	13,00 a b c
Fontelis SDP	Penthiopyrad	12,61 a b c
Verango Prime APS	Fluopyram	12,0 a b c
L-Especialista APS	Fludioxonil	12,14 a b c
Fontelis APS	Penthiopyrad	12,10 a b c
Orius APS	Tebuconazole	12,01 a b c
L-Especialista SDP	Fludioxonil	11,80 a b c
Luna Experience APS	Fluopyram + tebuconazole	11,25 a b c
Polybio SDP	Polyoxin B	8,74 bc
Polybio APS	Polyoxin B	8,20 c
Testigo sin fungicida		8,08 c

*Letras iguales junto a valores indican no diferencia estadística significativa (Tukey p=0,05).

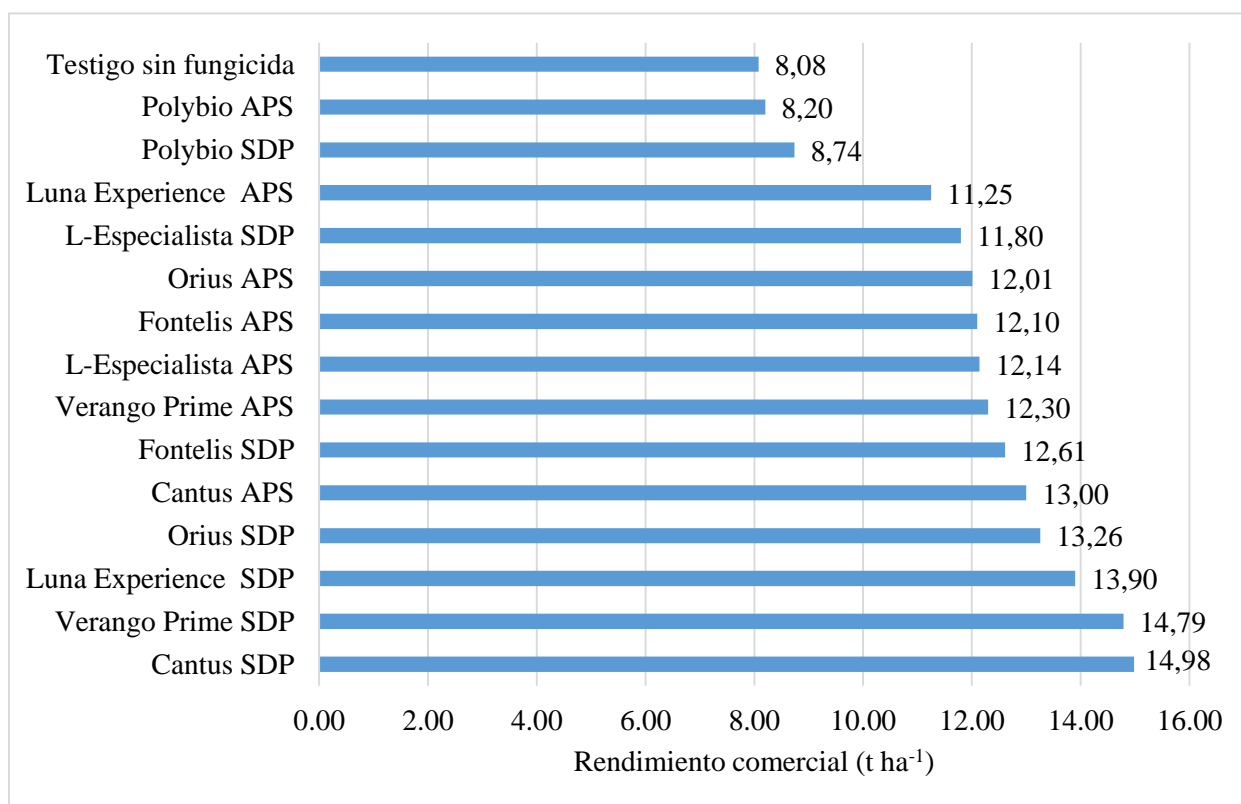


Figura 32: Rendimiento de ajo ‘Napuri’ comercial (t ha⁻¹).

En la Tabla 23 se muestra una comparación del rendimiento de ajo ‘Napurí’, considerando solo el momento de la aplicación. Así, con la aplicación de fungicidas los rendimientos son mayores comparados con la no aplicación; así mismo, al comparar los rendimientos del momento de aplicación, se observa que cuando se aplica al momento de la plantación los rendimientos son mayores (12,87 t ha⁻¹), comparado con el rendimiento cuando la aplicación es al momento de la presencia de síntomas (11,57 t ha⁻¹). Esto demuestra que sería mejor aplicar el fungicida al momento de la plantación y como se indicó anteriormente la posibilidad de una segunda aplicación a los 60 ddp. Si no se considera a Polybio, por su bajo control, el rendimiento para la aplicación a la plantación sería 13,56 t ha⁻¹ y el de la aplicación a la presencia de sintom sería 12,13 t ha⁻¹.

Tabla 23: Rendimiento de ajo ‘Napurí’ comercial (t ha⁻¹), comparando momentos de aplicación.

Tratamiento	Rendimiento (t ha⁻¹)
Aplicación al momento de la plantación	12,87
Aplicación al momento de la aparición de los síntomas	11,57
Testigo sin fungicida	8,08

En la Tabla 24 se muestran los rendimientos para cada fungicida, independientemente del momento de aplicación, y comparado con el testigo sin fungicida. Cantus (13,99 t ha⁻¹) mostro los rendimientos más altos, seguido de Verango Prime (13,54 t ha⁻¹), Orius (12,64 t ha⁻¹), Fontelis (12,34 t ha⁻¹), Luna Experience (12,57 t ha⁻¹) y L-Especialista (11,97 t ha⁻¹); el rendimiento de Polybio (8,47 t ha⁻¹) es muy bajo, parecido al del testigo sin fungicida (8,08 t ha⁻¹).

Tabla 24: Rendimiento de ajo ‘Napurí’ comercial (t ha⁻¹), comparativo de fungicidas aplicados.

Tratamiento	Rendimiento (t ha⁻¹)
Cantus	13,99
Verango Prime	13,54
Orius	12,64
Fontelis	12,34
Luna Experience	12,57
L-Especialista	11,97
Polybio	8,47
Testigo sin fungicida	8,08

Las diferencias en el control de *S. cepivorum* en ajo ‘Napurí’, pueden deberse no solo a las características de los productos aplicados, como mecanismo de acción, comportamiento en el suelo, sino también a la dosis o a variaciones en las poblaciones de los esclerotes en el suelo. Entre las características más importantes de los fungicidas evaluados, según el FRAC (2023), boscalid, fluopyran y penthiopyrad son fungicidas que afectan la respiración, actuando en el complejo II succinato deshidrogenasa, inhibiendo la succinato deshidrogenasa; tebuconazole afecta la biosíntesis del esteroles en la membrana, inhibiendo la metilación del C14 en la biosíntesis del esteroles; la polioxina afecta la biosíntesis de la pared celular, a través de la síntesis de la quitina; y fludioxonil que afecta las señales de transducción, cuyo sitio de acción es el MAP/Histidina-Kinasa, en la señal de transducción osmótica (os-2, HOG1). En este contexto se sugiere la rotación de los fungicidas que inhiben la respiración (boscalid, fluopyran y penthiopyrad) con fungicidas que inhiben la metilación del carbono 14 en la biosíntesis del esteroles (tebuconazole) y un inhibidor de la MAP/Histidina-Kinasa (fludioxonil), más con fines de minimizar la contaminación ambiental que por riesgos de resistencia genética por parte de *S. cepivorum*, debido a que, como se describió anteriormente, su propagación es clonal. Por otro lado, fluopyram es degradado por microorganismos en el suelo, lentamente (239 días) (Ceballos, 2007), lo que puede significar un mayor tiempo de acción contra *S. cepivorum*, mientras que penthiopyrad es fotosensible y permaneciendo en el suelo entre 140-269 días; lo que explicaría una menor eficiencia de control. En el caso del tebuconazole su mayor efectividad, puede deberse, también, a una fuerte adsorción al suelo y en los primeros 5 cm, como lo señala Aldana (2020), pero aplicaciones repetidas al suelo y altas dosis puede generar desequilibrios ecológicos (Han *et al.* 2021) y lo degradan bacterias.

En relación a la eficiencia de control de *S. cepivorum*, en seis de siete fungicidas probados (Cantus, Verango Prime, Luna Experience, Orius, Cantus, Fontelis y L-Especialista), a dosis comercial (según literatura), esta concuerda con otros reportes de recomendación de su uso en ajo y cebolla para el control de este patógeno, fundamentalmente en Estados Unidos de Norteamérica (USA) y que sirvieron de base para el presente experimento. Así, Swett *et al.* (2019), recomiendan tebuconazole (Orius 3.6 F), penthiopyrad (Fontelis), boscalid (Endura) y fludioxonil (Cannonball), aplicados al suelo; Onion World (2011), fungicidas (Folicur, Switch, Cannonball, Luna Privilege y Fontelis; Pscheidt y Ocamb (2021), también recomiendan Fontelis (penthiopyrad), Orius 3.6F (tebuconazole),

Miravis Prime (pydiflumetofen/ fludioxonil), Quilt Xcel (azoxystrobin/propiconazole), Switch 62.5 WG (cyprodinil/fludioxonil); y Cannonball (fludioxonil), aplicados al suelo.

Algunos de los fungicidas probados como Orius (tebuconazole) y con buena eficacia de control de *S. cepivorum*, en el experimento, también ha sido probado en otros lugares, con buenos resultados y por autores como Turini (2019); Zewide *et al.* (2007); Pung *et al.* (2007) (persistió en el suelo por un año); Pung *et al.* (2008); Villalta *et al.* (2008) (tebuconazole, inefectivo con más 300 esclerotes kg⁻¹ suelo y baja actividad al final de la campaña); Delgadillo *et al.* (2002) (más eficaz a poblaciones bajas de esclerotes en el suelo); Villalta *et al.* (2012); Ferry-Abee (2014); Ferry-Abee y Davis (2014); Wilson (2017); Onion World (2011); y Flores (1995). Otros fungicidas reportados como eficientes y que también lo fueron en el experimento fueron: Switch (fludioxonil) (Pung *et al.* 2007); boscalid (Villalta *et al.* 2012; Gonzales y Mattos 2018); penthiopyrad (Fontelis) (Wilson 2017),

Los fungicidas, presentes en el mercado peruano, no probados en el experimento, pero con referencias de buen control y podrían estudiarse en el futuro, son: Amistar (azoxystrobin) y Bayfidan (triadimenol) (Pung *et al.* 2007; Villalta *et al.* 2012); difenoconazole (Score) (Shewakena *et al.* 2020).

Sobre el uso de fungicidas en el control de *S. cepivorum*, hay reportes que señalan ciertas dificultades como ineficiencia, contaminación, fitotoxicidad, hormesis, aplicación; y es el caso de Lourenço Jr. *et al.* (2018) (optimizar aplicación, inefectividad durante campaña); Woodhall *et al.* (2022) (desconfianza de agricultores de control químico y no plantar aliáceas en suelos infestados); Granados y Wang (2005) (en Costa Rica, uso de fungicidas poco factible por ineficacia en reducir inóculo, degradación en el suelo, residuos, fungicida no llega al sitio de infección); Villalta *et al.* (2008) y Onion World (2011) (fungicidas no afectan a esclerotes, ineficaces en suelos con alto inóculo, fitotoxicidad); Flores y Garzón (2013) (dosis subletal puede estimular fuertemente crecimiento micelial y virulencia de hongos); Hu *et al.* (2020) (mayor crecimiento de micelio de *S. sclerotiorum* en medio PDA envenenado por varios fungicidas, a dosis bajas); Tyson *et al.* (2008) (aplicación antes de infección y que temperaturas del suelo sean propicias para germinación de esclerotes).

En el manejo de *S. cepivorum* no solo se debe considerar el uso de fungicidas sino también otras sustancias químicas probadas como sales de silicio y silicato (Elshahawy *et al.*

2021), o los sulfoxidos o aceites naturales o sintéticos de *Allium*, para estimular la germinación de los esclerotes en el suelo (Coley-Smith y Parfitt 1986; Elshahawy *et al.* 2019). En otro caso también el uso de nanopartículas de plata (AgNPs) (Darwesh y Elshahawy 2021) o metabolitos secundarios producidos por el mismo *S. cepivorum* (El-Sheshtawi *et al.* 2013).

4.5. ANÁLISIS ECONÓMICO

El análisis económico se muestra en la Tabla 25. Se observa que la rentabilidad tanto en Cantus (111%) como en Verango Prime (103%), aplicados a la plantación supera el 100%. Muy por el contrario, Polybio tuvo el menor control y la menor rentabilidad (18 a 26%), lo que muestra su baja efectividad en el control de *S.cepivorum*.

En otro caso, L-Especialista, aplicado inmediatamente después de la plantación, es el fungicida que tuvo la menor rentabilidad (69%) que los otros fungicidas aplicados en el mismo momento; al igual que Cantus aplicado a la presencia de síntomas también tuvo alta rentabilidad (83%), comparado con la rentabilidad de los otros fungicidas en el mismo momento de aplicación. La rentabilidad del testigo sin fungicida fue muy baja (18%) e igual a Polybio aplicado a la presencia de síntomas (18%).

Tabla 25: Rentabilidad (%) del ajo ‘Napurí’, con aplicación de diferentes fungicidas, en dos momentos.

Tratamiento	Inversión (S/ ha ⁻¹)	Rdto. (t ha ⁻¹)	Venta S/ kg ⁻¹)	Ingreso (S/)		Rentabilidad (%)
				Total	Neto	
Cantus SDP	24 800	14,98	3,50	52 430,00	27 630,00	111
Verango Prime SDP	25 500	14,79	3,50	51 765,00	26 265,00	103
Luna Experience SDP	25 140	13,90	3,50	48 650,00	23 510,00	94
Orius SDP	24 600	13,26	3,50	46 410,00	21 810,00	89
Cantus APS	24 800	13,00	3,50	45 500,00	20 700,00	83
Fontelis SDP	24 600	12,61	3,50	44 135,00	19 535,00	79
Verango Prime APS	25 500	12,30	3,50	43 050,00	17 550,00	69
L-Especialista APS	24 500	12,14	3,50	42 490,00	17 990,00	73
Fontelis APS	24 600	12,10	3,50	42 350,00	17 750,00	72
Orius APS	24 600	12,01	3,50	42 035,00	17 435,00	71
L-Especialista SDP	24 500	11,80	3,50	41 300,00	16 800,00	69
Luna Experience APS	25 140	11,25	3,50	39 375,00	14 235,00	57
Polybio SDP	24 300	8,74	3,50	30 590,00	6 290,00	26
Polybio APS	24 300	8,20	3,50	28 700,00	4 400,00	18
Testigo sin fungicida	23 900	8,08	3,50	28 280,00	4 380,00	18

En la Tabla 26 se muestra las disminuciones en rendimiento y en ingresos netos causadas por *S. cepivorum* en ajo ‘Napuri’, con aplicaciones de fungicidas inmediatamente después de la plantación y a la presencia de síntomas de la enfermedad. Se calculó el rendimiento potencial del ajo ‘Napuri’ en La Joya, en base a la proporción de ajo sano y ajo enfermo (Tabla 21) evaluados a la cosecha, y se comparó con los rendimientos obtenidos en cada tratamiento.

Se observa con el tratamiento Cantus aplicado inmediatamente después de la plantación se tuvo una reducción en el rendimiento de 8% y 14% en los ingresos netos; seguido de Verango Prime, también aplicado inmediatamente después de la plantación, con una reducción en el rendimiento de 9% y 16% en los ingresos netos. Los tratamientos con los otros fungicidas (Fontelis, L-Especialista, Orius y Luna Experience) aplicados inmediatamente después de la plantación o a la presencia de síntomas, tuvieron disminuciones en el rendimiento entre 15 y 31% y de 26 a 55%, en los ingresos netos. Mientras que con Polybio, en las dos formas de aplicación, se tuvo las mayores reducciones en rendimiento (46 y 50%) y en ingresos netos (81 y 87%).

Todo ello evidencia los niveles de disminución en el rendimiento y en los ingresos que puede generar el ataque de *S. cepivorum* en ajo ‘Napuri’, bajo las condiciones del experimento y aun con la aplicación de fungicidas.

Tabla 26: Reducción en el rendimiento e ingresos por efecto de *S.cepivorum*, con o sin aplicación de fungicidas.

Tratamiento	Costo (S/ ha ⁻¹)	Rendimiento				Ingreso total (Venta 3.50 S/ kg ⁻¹)		Ingreso neto			
		Potencial comercial (t ha ⁻¹)	Comercial obtenido (t ha ⁻¹)	Reducción		Potencial comercial (S/ ha ⁻¹)	Comercial obtenido (S/ ha ⁻¹)	Potencial comercial (S/ ha ⁻¹)	Comercial obtenido (S/ ha ⁻¹)	Reducción	
				t ha ⁻¹	%					S/ ha ⁻¹	%
Polybio APS	24 300	16,26	8,20	8,06	50	56 910	28 700	32 610	4 400	28 210	87
Testigo sin fungicida	23 900	16,26	8,08	8,18	50	56 910	28 280	33 010	4 380	28 630	87
Polybio SDP	24 300	16,26	8,74	7,52	46	56 910	30 590	32 610	6 290	26 320	81
Luna Experience APS	25 140	16,26	11,25	5,01	31	56 910	39 375	31 770	14 235	17 535	55
L-Especialista SDP	24 500	16,26	11,80	4,46	27	56 910	41 300	32 410	16 800	15 610	48
Orius APS	24 600	16,26	12,01	4,25	26	56 910	42 035	32 310	17 435	14 875	46
Fontelis APS	24 600	16,26	12,10	4,16	26	56 910	42 350	32 310	17 750	14 560	45
Verango Prime APS	25 500	16,26	12,30	3,96	24	56 910	43 050	31 410	17 550	13 860	44
L-Especialista APS	24 500	16,26	12,14	4,12	25	56 910	42 490	32 410	17 990	14 420	44
Fontelis SDP	24 600	16,26	12,61	3,65	22	56 910	44 135	32 310	19 535	12 775	40
Cantus APS	24 800	16,26	13,00	3,26	20	56 910	45 500	32 110	20 700	11 410	36
Orius SDP	24 600	16,26	13,26	3,00	18	56 910	46 410	32 310	21 810	10 500	32
Luna Experience SDP	25 140	16,26	13,90	2,36	15	56 910	48 650	31 770	23 510	8 260	26
Verango Prime SDP	25 500	16,26	14,79	1,47	9	56 910	51 765	31 410	26 265	5 145	16
Cantus SDP	24 800	16,26	14,98	1,28	8	56 910	52 430	32 110	27 630	4 480	14

En la Tabla 27 se muestran los resultados de la disminución del rendimiento y de los ingresos netos para cada fungicida. Se observa que con el fungicida Polybio se tuvo las mayores disminuciones en el rendimiento (48%) y 84% en los ingresos netos. Con Cantus se tuvo las menores reducciones en rendimiento (14%) y en los ingresos neto (25%), seguido de Verango Prime, Orius, Luna Experience, Fontelis y L-Especialista.

Tabla 27: Disminución de los rendimientos y de los ingreso netos, para el caso de cada fungicida, sin considera el momento de aplicación.

Tratamiento fungicida	Reducción en rendimiento		Reducción en ingreso neto	
	t ha ⁻¹	%	S/ ha ⁻¹	%
Testigo sin fungicida	8,18	50	28 630,00	87
Polybio	7,79	48	27 265,00	84
L-Especialista	4,29	26	15 015,00	46
Fontelis	3,91	24	13 667,00	43
Luna Experience	3,69	23	13 649,00	41
Orius	3,63	22	12 687,50	39
Verango Prime	2,72	17	9 502,50	30
Cantus	2,27	14	7 945,00	25

En la Tabla 28 se muestran los resultados de la disminución del rendimiento y de los ingresos netos, según el momento de aplicación. Se observa que las reducciones son mayores con la aplicación de los fungicidas a la presencia de síntomas, 29% en el rendimiento y 51% en los ingresos netos; frente 21% y 37%, para reducción del rendimiento y de los ingresos netos, respectivamente; para la aplicación inmediatamente después de la plantación.

Tabla 28: Disminución de los rendimientos y de los ingresos netos, para el caso de cada fungicida, sin considera el momento de aplicación.

Momento aplicación fungicida	Reducción en rendimiento		Reducción en ingreso neto	
	t ha ⁻¹	%	S/ ha ⁻¹	%
Testigo sin fungicida	8,18	50	28 630,00	87
Aparición de síntomas	4,69	29	16 410,00	51
Inmediatamente después de plantación	3,39	21	11 870,00	37

V. CONCLUSIONES

1. Se aisló *Sclerotium cepivorum* de ocho distritos productores de ajo (La Joya, Polobaya, Majes, Sabandía, Yarabamba y Sachaca, región Arequipa; Chongos Bajo, región Junín; y San Pedro, región Ayacucho).
2. El micelio y los esclerotes de los asilamientos de *Sclerotium cepivorum* de los distritos de La Joya, Polobaya, Majes, Sabandía, Yarabamba y Sachaca, de la región Arequipa; Chongos Bajo (región Junín); y San Pedro (región Ayacucho), tuvieron características morfológicas muy similares, entre ellos.
3. Los aislamientos de los distritos de La Joya, Polobaya, Majes, Sabandía, Yarabamba y Sachaca, de la región Arequipa; Chongos Bajo (región Junín); y San Pedro (región Ayacucho), corresponden a *S. cepivorum*, según el análisis molecular de la región ITS.
4. Los fungicidas Cantus (boscalid), L-Especialista (fludioxonil), Fontelis (penthioopyrad), Orius (tebuconazole), Luna Experience (fluopyram + tebuconazole), Verango Prime (fluopyram), a dosis comercial fueron eficientes en el control de la podredumbre blanca del ajo y de la cebolla; sin embargo, Polybio (Polioxin B), fue inefectivo.
5. La aplicación de los fungicidas inmediatamente después de la plantación, tuvo mejor control de *S. cepivorum* comparado con la aplicación a la presencia de síntomas.
6. *S. cepivorum* reduce significativamente el rendimiento del ajo 'Napuri' y los ingresos netos del agricultor.

VI. RECOMENDACIONES

1. Efectuar pruebas de patogenicidad de aislamientos de *S. cepivorum*, en ajo y cebolla, en diferentes momentos, cultivares y lugares.
2. Caracterizar molecularmente los aislamientos de *S. cepivorum* realizados y otros aislados de otras provincias de Arequipa y de otras regiones del Perú.
4. Realizar ensayos de eficiencia de fungicidas *in vitro* y en campo para los diferentes aislamientos.
5. Realizar nuevos ensayos de control de *S. cepivorum*, con los fungicidas que resultaron eficientes, con diferentes: dosis, momentos y formas de aplicación, épocas y lugares, cultivares y cantidades de esclerotes en el suelo. Incluir formulaciones comerciales a base de triadimenol, difenoconazole y azoxystrobin, disponibles en el Perú y reportados como eficientes.
6. Realizar ensayos de control de *S. cepivorum*, combinando diferentes métodos.

VII. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Adams, PB. 1979. A rapid method for quantitative isolation of sclerotia of *Sclerotinia minor* and *Sclerotium cepivorum* from soil. Plant Dis. Report 63: 349-351.
- Adams, PB; Papavizas, GC.1971. Effect of inoculum density of *Sclerotium cepivorum* and some soil environmental factors on disease severity. Phytopatology 61:1253-1256.
- Agrios, G. 2005. Plant pathology. Fifth Edit. Elsevier Acad. Press Publications. USA.
- Aldana, MI. 2020. Lixiviación de plaguicidas (oxadixyl y tebuconazole) en suelos del Lago de Tota. Tesis Magister en Ciencias Química. Fac. Ciencias. UNC. Colombia.
- Backhouse, D; Stewart, A. 1987. Anatomy and histochemistry of resting and germinating sclerotia of *Sclerotium cepivorum*. Transac.Brit. Mycolog. Soc. 89:561-567.
- Bakonyi, J; Vajna, L; Szeredi, A; Tímár, E; Kovács, GM; Csósz, M; Varga, A. 2011. First report of *Sclerotium cepivorum* causing white rot of garlic in Hungary. New Disease Reports 23:5. <http://dx.doi.org/10.5197/j.2044-0588.2011.023.005>
- Bannoud, F; Caligiore, PF; Asprelli, PD; Valdez, JG. 2014. Caracterización de aislados de *Sclerotium cepivorum* por su agresividad en plántulas de cebolla y su producción de ácido oxálico. Res. III Cong. Arg. Fitopat. San Miguel Tucumán, Argentina.
- Boysen, M; Borja, M; del Moral, C; Salazar, O; Rubio, B. 1996. Identification at strain level of *Rhizoctonia solani* AG4 isolates by direct sequence of asymmetric PCR products of the ITS regions. Current Genetics 29(2):174-81. DOI:10.1007/BF02221582
- CABI. 2019. *Stromatinia cepivora* (white rot of onion and garlic). Invasive Species Compendium. <https://www.cabi.org/isc/datasheet/49145>.
- Carbone, I; Kohn, L. 1993. Ribosomal DNA sequence divergence within internal transcribed spacer 1 of the *Sclerotiniaceae*. Mycologia 85:415-427.
- Ceballos, E. 2017. Desarrollo de métodos inmunoquímicos para el análisis en alimentos de fungicidas inhibidores de la succinato deshidrogenasa. Tesis Doctorado en Química. Programa de Doctorado en Química. Fac. Química. Univ. de Valencia. España.
- Coley-Smith, JR; Cooke, RC. 1971. Survival and germination of fungal sclerotia. Ann. Rev. Phytopathol.9: 65-92.

- Coley-Smith, JR; Mitchell, CM; Ansford, CE. 1990. Longterm survival of sclerotia of *Sclerotium cepivorum* and *Stromatinia gladioli*. *Plant Pathology* 39:58-69.
- Coley-Smith, JR; Parfitt D. 1986. Some effects of diallyl disulphide on sclerotia of *Sclerotium cepivorum*: possible novel control method for white rot disease of onions. *Pesticide Science* 17:587-594.
- Cortez-Pérez, A; Guevara-González, RG. 2015. Estandarización de una metodología para la detección molecular de *Sclerotium cepivorum* en suelos, basada en la amplificación de secuencias espaciadoras internas de transcripción (ITS). XVI Congr. Nac. Biotec. Bioing.5. Guadalajara, Jalisco, México.
- Couch, BC; Kohn, L. 2000. Clonal spread of *Sclerotium cepivorum* in onion production with evidence of past recombination events. *Phytopathology* 90:514-521.
- Crowe, F. 2017. Seasonal development of *Allium* white rot towards a risk analysis model. Dept. Botany & Plant Pathology, Oregon State University.
- Crowe, FJ. 1995. White rot. Pp. 14-26. In: Compendium of onion and garlic diseases. Schwartz, HF; Mohan, SK. (Eds.). APS Press. Minnesota. USA.
- Crowe, FJ; Hall, DH. 1980. Soil temperature and moisture effects on *Sclerotium germination* and infection of onion seedlings by *Sclerotium cepivorum*. *Phytopat.*70:74-78.
- Darwesh, OM; Elshahawy, IE. 2021. Silver nanoparticles inactivate sclerotial formation in controlling white rot disease in onion and garlic caused by the soil borne fungus *Stromatinia cepivora*. *Eur. J. Plant Pathol.* 2021. 160:917–934. <https://doi.org/10.1007/s10658-021-02296-7>.
- Darwesh, OM; Elshahawy, IE; Abouelnasr, HM; Li, Z. 2022. Soil solarization combined with commercial fungicides for controlling of onion and garlic white rot disease. *Egypt J. Chem.* 65:1345 - 1351. DOI: 10.21608/EJCHEM.2022.142140.6215.
- Davis, M; Ferry, A; Wilson, R; Nunez, J; Turini, T; Mueller, S; Smith, R. 2015. Management of white rot of onions and garlic. Symposium 2015. California Garlic & Onion Research Advisory Board. Ca. USA.
- Davis, RM; Hao, JJ; Romberg, MK; Nunez, JJ; Smith, RF. 2007. Efficacy of germination stimulants of sclerotia of *Sclerotium cepivorum* for management of white rot of garlic. *Plant Disease* 91:204-208.

- Delgadillo, F; Zavaleta, E; Kawasoe, S; Arévalo, A; González-Hernández, VA; Nieto, D; Torres, I. 2002. Densidad de inóculo de *Sclerotium cepivorum* Berk. y su control mediante tebuconazole en ajo (*Allium sativum* L.) Rev. Fitotec. Mex. 25:349–354.
- Dilbo, C; Alemu, M; Lencho, A; Hunduma, T. 2015. Integrated management of garlic white rot (*Sclerotium cepivorum* Berk) using some fungicides and antifungal *Trichoderma* species. J Plant Pathol Microb 6: 251. doi:10.4172/2157-7471.1000251.
- Earnshaw, D; Boland, G. 1997. Mycelial compatibility groups in *Sclerotium cepivorum*. Plant Pathol 1997; 46: 229-238.
- Earnshaw, DM; McDonald, MR; Boland, GJ. 2000. Interactions among isolates and mycelial compatibility groups of *Sclerotium cepivorum* and cultivars of onion (*Allium cepa*). Canad.J.Plant Path. 22:387-391. <https://doi.org/10.1080/07060660009500457>
- Elshahawy, IE; Osman, SA; Abd-El-Kareem, F. 2021. Protective effects of silicon and silicate salt against white rot disease of onion and garlic, caused by *Stromatinia cepivora*. J. Plant Path., 103: 27-43. <https://doi.org/10.1007/s42161-020-00685-1>.
- Elshahawy, IE; Morsy, AA; Abd-El-Kareem, F; Saied. NM. 2019. Reduction of *Stromatinia cepivora* inocula and control of white rot disease in onion and garlic crops by repeated soil applications with sclerotial germination stimulants. Heliyon 5, article e01168. doi: 10.1016/j.heliyon. 2019. e01168
- El-Sheshtawi, M; Zaghoul, MG; Elsherbiny, EA; Saad, AMS. 2013. Preliminary evaluation of secondary metabolites of *Sclerotium cepivorum*, the causal agent of onion white rot. J. Plant Prot. and Path., Mansoura Univ. 4 (8): 721-730.
- Entwistle, AR. 1990. Root disease in onion and allied crops. p. 103-154. In: Rabinowitch, HD; Brewster, JL. (Ed.). Agronomy, Biotic Interactions, Pathology and Crop Protection. Florida, CRC Press. USA.
- Entwistle, AR; Smith, EJ. 1990. Methods for research on Allium white rot (*Sclerotium cepivorum*). Pp. 16-21. In Entwistle, AR; Velero-Vara, JM. (eds). Proc. Fifth Int. Workshop on Allium white rot Cordoba, Spain. Session 3.
- Fatehi, J; Bridge, P. 1998. Detection of multiple rRNA-ITS regions in isolates of Ascochyta. Mycol. Res., 102 (6):762-766.

- Ferry-Abee, AE. 2014. Control of *Sclerotium cepivorum*, causal agent of white rot of onion and garlic. Ph. D. University of California, Davis. Ca., USA. Consultado: 7 febrero de 2021. Disponible: https://www.worldcat.org/title/control-of-sclerotium-cepivorum-causal-agent-of-white-rot-of-onion-and-garlic/oclc/898352715&referer=brief_results.
- Ferry-Abee, A; Davis, M. 2014. Five years of white rot research: what have we learned? Symposium 2014. California Garlic & Onion Res. Advisory Board. Ca. USA.
- Flores, M. 1995. Control químico de la podredumbre blanca (*S. cepivorum* Berk.) de la cebolla (*A. cepa*) cv. 'Roja Americana. Tesis Ing. Agrónomo. UNSA. Arequipa -Perú.
- Flores, FJ; Garzón, CD. 2013. Detection and assesment of chemical hormesis on the radial growth in vitro of oomycetes and fungal plant pathogens. Dose-Response 11:361-363. <https://doi.org/10.2203/dosis-respuesta.12-026.Garzon>.
- FRAC. 2023. Code list 2022. Fungicide Resistance Action Committee. Consulta: 9 julio 2023. Disponible: <https://www.frac.info>
- Fuga, CAG; Lopes, EA; Vieira, BS. 2012. Etiologia, epidemiologia e controle de doenças causadas por *Sclerotium rolfsii* e *S. cepivorum*. Rev.An. Patol. Plant.20:278-322.
- Gonzales, M; Mattos, L. 2018. Cultural, biological and chemical control of the white rot fungus (*Sclerotium cepivorum*, Berk) in onions (*Allium cepa*) in Arequipa's countryside. Peruvian Journal of Agronomy 2 (3): 27- 34.
- Granados, M. 2005. Pudrición blanca de la cebolla: una enfermedad difícil de combatir. Agronomía Costarricense 29(2): 143-156. ISSN:0377-9424.
- Granados, MM; Wang, A. 2005. Aislamiento e identificación de hongos asociados a esclerocios de *Sclerotium cepivorum* causante de la pudrición blanca de la cebolla, en la zona alta de Carago, Costa Rica. Agronomía Costarricense. 29 (1): 57-66.
- Guimarães, RL; Stotz, HU. 2004. Oxalate production by *Sclerotinia sclerotiorum* deregulates guard cells during infection. Plant Physiology, Volume 136:3703–3711, <https://doi.org/10.1104/pp.104.049650>.
- Han, L; Kong, X; Xu, M; Nie, J. 2021. Repeat exposure to fungicide tebuconazole alters the degradation characteristics, soil microbial community and functional profiles. J. Environ. Pollut. 287: article 117660. <https://doi.org/10.1016/j.envpol.2021.117660>.

- Hosoya, T; Ikeda, S. 2018. Re-identification of sclerotial pathogen of *Lillium ieichtlinii* var. *tigrinum* based on barcoding approach. Unpublished. <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/nuccore/1821388950>
- Hu, S; Xu, Q; Shang, Y; Zhu, F. 2020. Stimulatory effects of boscalid on virulence of *Sclerotinia sclerotiorum* indicate hormesis may be masked by inhibitions. *Plant Disease* 104: 833-840. <https://doi.org/10.1094/PDIS-07-19-1421-RE>.
- Johnson, SB. 2020. White rot of garlic and onions. Bulletin #2062. Cooperative extension. University of Maine.
- Kim, WG; Lee, GB; Shim, HS; Cho, WD. 2023. White rot of Korean wild chive caused by *Stromatinia cepivora*. *Research in Plant Disease* 29 (2): 184-187. <https://doi.org/10.5423/RPD.2023.29.2.184>
- Lourenço Jr., V; Vieira, BS; Lopes, EA; Villalta, ON. 2018. Etiology, epidemiology, and management of white rot on onion and garlic: current knowledge and future directions for Brazil. *Cientifica Jaboticabal* 46 (3): 241-256. <http://dx.doi.org/10.15361/1984-5529.2018v46n3p241-256241>
- Luna, F; Ponce, P. 2001. Caracterización molecular de aislados de *Sclerotium cepivorum* mediante análisis del polimorfismo de los fragmentos amplificados al azar. *Red Acta Universitaria* 11(2): 44-60. <https://doi.org/10.15174/au.2001.303>.
- Lupien, SL; Heller, BC; Dugan, FM; Skoglung, LG; Ward, KF. 2013. White rot of garlic and onion (Causal agent, *Sclerotium cepivorum*): a status report from the Pacific Northwest. Online. *Plant Health Progress*. Doi: 10.1094/PHP-2013-0619-01-RV
- Marcuzzo, LL; Luiz, L. 2017. Influência da temperatura e do fotoperíodo na germinação in vitro de escleródios de *Sclerotium cepivorum*, agente causal da podridão branca do alho e da cebola. *Summa Phytopathologica* 43:164.
- Massola Jr., NS; Jesus Jr., WC; Kimati, H. 2016. Doenças do alho e cebola. p. 53-65. In: Kimati, H; Amorim, L; Bergamin Filho, A; Camargo, LEA; Rezende, JAM. (Ed.). 5ed. *Man. Fitopatologia: doenças das plantas cultivadas*. Piracic, Ceres. S. Paulo, Brazil.
- Maude, RB. 2006. Onion diseases. p. 506-509. In: Cooke, B.M.; Jones, D.G.; Kaye, B. (Eds.) 2 ed. *The Epidemiology of Plant Disease*. Dordrecht, Springer.

- Metcalf, DA; Wilson, CR.1999. Histology of *Sclerotium cepivorum* infection of onion roots and the spatial relationships of pectinases in the infection process. *Plant Path.*48:445-452. <https://doi.org/10.1046/j.1365-3059.1999.00370.x>
- Metcalf, DA; Dennis, JJC; Wilson, CR. 1997. First report of the large sclerotial form of *Sclerotium cepivorum* in Australia. *Australasian Plant Path.*26 (3): 203-203.
- Moreno, B; Acevedo, R. 2002. Caracterización patogénica y estudio de los grupos de compatibilidad micelial en *Sclerotium cepivorum* Berk. *Rev.Iberoam. Micol.* 19:115-119.
- Mordue, JEM. 1976. *Sclerotium cepivorum*. CMI Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria. No. 512. CABI International, Wallingford, UK.
- Novak, LA; Kohn, LM. 1991. Electrophoretic and immunological comparisons of developmentally regulated proteins in members of *Sclerotiniaceae* and other sclerotial fungi. *Appl Environ Microbiol* 57:525–534.
- Onion World. 2011. New white rot fungicides and application styles. May/June, p.21-24.
- Prieto, LP. 2016. Caracterización morfológica y molecular de aislamientos de *Sclerotium cepivorum* asociados a cultivos de aliáceas. Tesis Maestría en Ciencias. Escuela de Posgrado. Facultad de Ciencias. Pont. Univ. Javeriana. Bogotá, Colombia.
- Pscheidt, JW; O'camb, CM (Senior Eds.). 2021. Onion (*Allium cepa*)-white rot. Pacific Northwest Plant Disease Management Handbook. Oregon State University. USA. Consultado: 7 febrero 2021. Disponible: <https://pnwhandbooks.org/plantdisease/host-disease/onion-allium-cepa-white-rot>.
- Pung, H; Cross, S; Florissen, P; Macleod, I. 2007. Investigating and developing fungicide options for onion white rot control in Australia. Hort. Australia Limited Final report VN05010.
- Pung, H; Cross, S; Macleod, I. 2008. Investigation on the efficacy of Folicur in lime super carrier and development of alternative carriers for white rot control in onions. Horticulture Australia Limited Final report VN05010.
- PWKB. 2023. *Stromatinia cepivora* (white rot of onion and garlic). Plantwise Plus Knowledge Bank. Consulta:12 julio 2023. Disponible: <https://plantwiseplusknowledgebank.org>. <https://doi.org/10.1079/pwkb.species.49145>

- Rahe, JE. 1981. Lack of correlation between field and laboratory tests for resistance with special references to white rot of onions. pp.193-200. In: Staples, RC; Toeniessen, GH. (Ed.). Plant Dis. Control: resistance and susceptibility. Wiley and Sons, N. York, USA.
- Ramírez, A; Zavaleta, E; kawasoe, S; Sanchez, M; Valdez, J. 2002. A possible role for *Rhizoglyphus robustus* Nesbitt (Astigmata: Acaridae) in transmission of *Sclerotium cepivorum* Berk. (Deuteromycetes: Mycelia Sterilia). Appl. Ent. Zool. 37(4): 663-669.
- Reddy, MS; Rahe, JE; Levesque, C. 1992. Influence of onion seed bacterization on germination and mycosphere microflora of *Sclerotium cepivorum* sclerotia. Can. J. Microbiol. 38: 1135-1143.
- Reyes, N; Marban, N; Delgadillo, F; Torre, R. 2003. Variabilidad en aislamientos de *Sclerotium cepivorum* Berk. y su relación con ARN de cadena doble. Agrociencia. 37:495-502.
- Rodríguez, Y. 2009. Sobrevivencia de micelio y genes asociados a la germinación no errumpente de *Sclerotium cepivorum* Berk. Tesis grado de Doctor en Ciencias. Colegio Postgraduados. Institución de Enseñanza e Investigación en Ciencias Agrícolas. Montecillo, Texcoco, México.
- Roncal, M. 2004. Principios de Fitopatología Andina. 1ra ed. Oficina General de Investigación de la Universidad Nacional de Cajamarca. Cajamarca – Perú.
- Sallam, NM; Abd Elrazik, AA; Hassan, MHA; Kock, E. 2009. Molecular characterization of European and Egyptian isolates of *Sclerotium cepivorum*, the incitant of onion white rot. Archives of Phytopathology and Plant Protection, 42:6, 566-572, Doi: 10.1080/03235400701284716.
- Sammour, RH; Mahmoud, YAG; Mustafa, AA; Alhoziem, R. 2011. Biology, controlling and genetic variability in *Sclerotium cepivorum* Berk; the causal agent of *Allium* white rot disease. Microbiology 7: 101-111.
- Sánchez-Pale, RJ; Zavaleta-Mejía, E; Mora-Aguilera, G; Pérez-Moreno, L. 2002. Patogenicidad de cuatro aislamientos mexicanos de *Sclerotium cepivorum* Berk., en tres cultivares de ajo (*Allium sativum* L.) Agrociencia 36: 103-113.
- Schoch, CL; Seifert, KA; Huhndor, S; Robert, V; Spouge, JL; Levesque, CA; Chen, W; Fungal Barcoding Consortium. 2012. Nuclear ribosomal internal transcribed spacer (ITS)

region as a universal DNA barcode marker for fungi. PNAS 109 (16): 6241–6246. DOI:10.1073/pnas.1117018109/-/DC

SENASA. 2023. Cebolla: podredumbre blanca, *Sclerotium cepivorum*. SEGIA. Disponible: https://servicios.senasa.gob.pe/SIGIAWeb/sigia_consulta_cultivo.html

Sharma, N; Sharma, N; Sharma, S; Sharma, P; Devi, D. 2023. Identification, morphological, biochemical, and genetic characterization of microorganisms. p.47-84. In: Basic Biotechniques for Bioprocess and Bioentrepreneurship. Bhatt, A.K.; Bathia, R.K; Bhalla, T.C. (eds). Acad. Press. DOI:10.1016/B978-0-12-816109-8.00003-9. Consulta: 13 julio 2023. Disponible: <https://www.sciencedirect.com/topics/biochemistry-genetics-and-molecular-biology/internal-transcribed-pacers#:~:text=ITS%20gene%20sequencing%3A%20ITS%20refers,16S%20and%2023S%20rRNA%20genes>.

Shewakena, Z; Hailu, N; Desta, B. 2020. Evaluation of fungicides for the management of garlic white rot (*Sclerotium cepivorum*) at Debre Berhan, Central Ethiopia. J Plant Pathol Microbiol. 11:515. doi: 10.35248/2157-7471.20.11.515

SIEA-MIDAGRI. 2023. Producción agrícola 2021. Consultado: 13 de julio 2023. Disponible: <https://siea.midagri.gob.pe/portal/publicacion/boletines-anuales/4-agricola>

Somerville, PA; Hall, DH. 1987. Factors affecting sclerotial germination of *Sclerotium cepivorum*, secondary sclerotia formation and germination stimulants to reduce inoculum density. Plant Dis.71: 229-233.

Stone, HE; Armentrout, VN. 1985. Production of oxalic acid by *Sclerotium cepivorum* during infection of onion. Mycologia 77(4): 526-530. <https://doi.org/10.1080/00275514.1985.12025137>

Swett, CL; Aegerter, BJ; Turini, TA; Putman AI. 2019. Onion and garlic. White rot. UC IPM Pest Management Guidelines: Onion and Garlic. UC ANR Publication 3453.

Turini, T. 2019. White rot fungicide evaluations in Fresno County and nitrogen balance progress report. Symp. California Garlic & Onion Res. Advisory Board. Ca. USA.

Tyson, J; Ridgway, HJ; Fullerton, RA; Stewart, A. 2002. Genetic diversity in New Zealand populations of *Sclerotium cepivorum*. New Zealand J. Crop Hort. Sci. 30:37-48.

- Tyson, JL; Fullerton, RA; Chynoweth, RW; Rheinlander, PA; Hill, GN. 2008. Optimum timing of fungicides for control of onion white rot (*Sclerotium cepivorum*). New Zealand Plant Protection 61:393. DOI:10.30843/nzpp.2008.61.6869
- Utkhede, R.1982.Biology and control of onion white rot. J. Plant Dis.Protoc.89:291-301.
- Utkhede, RS; Rahe, JE. 1979.Wet-sieving floatation technique for isolation of sclerotia of *Sclerotium cepivorum* from muck soil. Phytopath. 69:295-297. Doi:10.1094/phyto-69-225
- Villalta, ON; Wite, D; Porter, JJ; McLean, KL; Stewart, A; Hunt, J. 2012. Integrated control of onion white rot on spring onions using Diallyl Disulphide, fungicides and biocontrols. Acta Horticulturae 944(944):63-71. DOI: 10.17660/ActaHortic.2012.944.8
- Villalta, ON; Wite, D; Porter, JJ; Partington, D; Pung, H; Cross, S; Duff, A; McLean, KL; Stewart, A. 2008. Optimising diallyl disulphide (DADS) for the management of white rot of onions. Hortic. Australia Limited Final Report VN05009.
- Vu, D; Groenewald, M; de Vries, M; Gehrman, T; Stielow, B; Eberhardt, U; Al-Hatmi, A; Groenewald, JZ; Cardinali, G; Houbroken, J; Boekhout, T; Crous, PW; Robert, V; Verkley, GJM. 2019. Large-scale generation and analysis of filamentous fungal DNA barcodes boosts coverage for kingdom fungi and reveals thresholds for fungal species and higher taxon delimitation. Journal Stud. Mycol. 92, 135-154.
- Willems, H; Bullock, S. 1992. Development biology of sclerotia. Mycol.Res.96:801-816.
- Wilson, R. 2017. Comparing new fungicides for white rot suppression and managing maggots. Symposium. California Garlic & Onion Research Advisory Board. Ca. USA.
- Woodhall, J; Harrington, M; Brown, L; Jensen, J; Painter, K. 2022. Development of a real-time loop-mediated isothermal amplification assay for *Stromatinia cepivora* in response to an outbreak in northern Idaho. Plant Health Progress 23: 24-27. <https://doi.org/10.1094/PHP-04-21-0075-RS>.
- Xu, X; Harrington, TC; Gleason, ML; Baltzer, JC. 2010. Phylogenetic placement of plant pathogenic *Sclerotium* species among teleomorph genera. Mycolog.102:337-346.
- Zewide, T; Fininsa, C; Sakhuja, PK. 2007. Management of white rot (*Sclerotium cepivorum*) of garlic using fungicides in Ethiopia. J. Crop Protection 26 (6): 856-866. <https://doi.org/10.1016/j.cropro.2006.08.017>.

VIII. ANEXOS

Anexo 1: Análisis de varianza del diámetro de la colonia (cm) de *S. cepivorum*, 12 hds.

F.V	G.L	S.C	C.M	F.C	F.T	Sig
Tratamiento	7	1.79	0.26	4.51	0.0003	*
Error	72	4.09	0.06			
Total	79	5.88				
CV	15.54%					

Anexo 2: Análisis de varianza del diámetro de la colonia (cm) de *S. cepivorum*, 24 hds.

F.V	G.L	S.C	C.M	F.C	F.T	Sig
Tratamiento	7	2.81	0.40	3.35	0.0038	*
Error	72	8.62	0.12			
Total	79	11.43				
CV	14.52%					

Anexo 3: Análisis de varianza del diámetro de la colonia (cm) de *S. cepivorum*, 36 hds.

F.V	G.L	S.C	C.M	F.C	F.T	Sig
Tratamiento	7	5.77	0.82	4.99	0.0001	*
Error	72	11.89	0.17			
Total	79	17.66				
CV	11.58%					

Anexo 4: Análisis de varianza del diámetro de la colonia (cm) de *S. cepivorum*, 48 hds.

F.V	G.L	S.C	C.M	F.C	F.T	Sig
Tratamiento	7	7.67	1.10	2.57	0.0201	*
Error	72	30.70	0.43			
Total	79	38.37				
CV	14.43%					

Anexo 5: Análisis de varianza del diámetro de la colonia (cm) de *S. cepivorum*, 60 hds.

F.V	G.L	S.C	C.M	F.C	F.T	Sig
Tratamiento	7	10.90	1.56	11.63	<0.0001	*
Error	72	9.64	0.13			
Total	79	20.54				
CV	6.19%					

Anexo 6: Análisis de varianza del diámetro de la colonia (cm) de *S. cepivorum*, 72 hds.

F.V	G.L	S.C	C.M	F.C	F.T	Sig
Tratamiento	7	8.15	7	1.16	6.08	*
Error	72	9.64	0.19			
Total	79	20.54				
CV	6.25%					

Anexo 7: Análisis de varianza del diámetro de la colonia (cm) de *S. cepivorum*, 84 hrs.

F.V	G.L	S.C	C.M	F.C	F.T	Sig
Tratamiento	7	0.76	0.11	1.02	0.4242	N.S.
Error	72	7.63	0.11			
Total	79	8.38				
CV	4.12%					

Anexo 8: Análisis de varianza para días a la formación del esclerote de *S. cepivorum*.

F.V	G.L	S.C	C.M	F.C	F.T	Sig
Tratamiento	7	10.79	1.54	2.58	0.02109	N.S.
Error	72	37.59	0.60			
Total	79	69.89				
CV	7.47%					

Anexo 9: Análisis de varianza para el diámetro del esclerote (mm) de *S. cepivorum*.

F.V	G.L	S.C	C.M	F.C	F.T	Sig
Tratamiento	7	0.06	0.01	16.83	<0.0001	*
Error	72	0.03	4.80E-04			
Total	79	0.09				
CV	2.96%					

Anexo 10: Análisis de varianza para la proporción de esclerotes deformes *S. cepivorum*.

F.V	G.L	S.C	C.M	F.C	F.T	Sig
Tratamiento	7	72.19	10.31	12.05	<0.0001	N.S.
Error	72	53.94	0.86			
Total	79	127.69				
CV	9.68%					

Anexo 11: Secuencia de nucleótidos del aislamiento de Yarabamba, región Arequipa.

```
GACAGAAGCACATCGAGAACCTGTAACGAGAGATATTACTACGTTTCAGG
ACCCAACGGCGCCGCCACTGATTTTAGAGTCTGCCATTGCTGACATGGAC
TCAATACCAAGCTGAGCTTGAGGGTTGAAATGACGCTCGAACAGGCATGC
CCCCCGAATACCAAGGGGCGCAATGTGCGTTCAAAGATTTCGATGATTCA
CTGAATTCTGCAATTCACATTACTTATCGCATTTTCGCTGCGTTCTTCATCG
ATGCCAGAACCAAGAGATCCGTTGTTGAAAGTTTTAACTATTATATAGTA
CTCAGACGACATTAATAAAAAGAGTTTTGATATTCTCTGGCGAGCATAACG
AGGCCCCAAAGGGCAGCTCGCCAAAGCAACAAAGTAATAACACAAGG
GTGGGAGGTCTACCCTTTCGGGCATGAACTCTGTAATGATCCTTCCGCAG
GTTACCTACGGAACGGTTGAATGGTATTTTCGAAAGGTGAGAAGTTGAT
GTAAAGTGAGTTCAAGTGAGGGGTGGTAGATGATGGAGGTAAATCGGCG
ATCGAATCATAACGATCACGTCGCCGTTTTCGGCGCCTAGCTTGAATAAC
CCTCAAGGTGCGCAAACGCGCGACTATATAATATTCCAGCTTCGACGCGT
CTGAACCTGACCTCCTACAACCTACAACAACTTTTCAACTTCCACTTCAC
GCTTCTTTTATCCTTTCTAATTTACCAGTAAATCATGCAGTGACTTACCCC
```


ATAATGTTTCCATCATGGCCCGACTATATCTTAAGCATTTCGACTTTTCAGC
CAAACGCCATAACCACTTAGTCTGTGGACGCACCTCATAAGTTTACACC
CTTAGAGGTTTCGCTGCGGATTATCCATTGTAATATCCACTGAGATTGTTA
CTTTACCTTGTGCTATTGACACAAGCCCTCGGAATATTTCTATCCCGAGTT
AGTACCCAGATGGTTTTAGGAGATCCCCGCATTTTCGATTATGTTGCAATCT
TGCTAGATTACTTGTGCAAACCATCTTTTGTATAGTCGTGAGGCTACCCT
TGAGGGGTCACAACGGCTTCAATAAGTGTCACTGCGGAAGAATCATCATC
ACGCATACTACG

Anexo 12: Secuencia de nucleótidos del aislamiento de Polobaya, región Arequipa.

GAGGTCACCATAGAAATTTAGGTTTTGACAGAAGCACATCGAGAACCTGT
AACGAGAGATATTACTACGTTACAGACCCAACGGCGCCGCCCTGATTTT
AGAGTCTGCCATTGCTGACATGGACTCAATACCAAGCTGAGCTTGAGGGT
TGAAATGACGCTCGAACAGGCATGCCCCCGGAATACCAAGGGGCGCAA
TGTGCGTTCAAAGATTGATGATTCACTGAATTCTGCAATTCACATTACTT
ATCGCATTTTCGCTGCGTTCTTCATCGATGCCAGAACCAAGAGATCCGTTGT
TGAAAGTTTTAACTATTATATAGTACTCAGACGACATTAATAAAAAGAGT
TTTGATATTCTCTGGCGAGCATAACGAGGCCCAAAGGGCAGCTCGCCAAA
GCAACAAAGTAATAATACACAAGGGTGGGAGGTCTACCCTTTCGGGCATG
AACTCTGTAATGATCCTTCCGCAGGTTACCTACGGAACGGTTGAATGGT
ATTTTCGAAAGGTGAGAAGTTGATGTAAAGTGAGTTCAAGTGAGGGGTGG
TAGATGATGGAGGTAATCGGCGATCGAATCATAACGATCACGTCGCCGGT
TTGCGGCGCCTAGCTTGGAATACCCTCAAGGTGCGCAAACGCGCGACTAT
ATAATATTCCAGCTTCGACGCGTCTGAACCTGACCTCCTACAACCTACAA
CAAACTTTTCAACTTCCACTTCACGCTTCTTTTATCCTTTCTAATTTACCAG
TAAATCATGCAGTGACTTACCCCATAAATGTTTCCATCATGGCCCGACTATA
TCTTAAGCATTTCGACTTTTCAGCCAAACGCCATAACCACTTAGTCTGTGG
ACGCACCTCATAAGTTTACACCCTTAGAGGTTTCGCTGCGGATTATCCATT
GTAATATCCACTGAGATTGTTACTTTACCTTGTGCTATTGACACAAGCCCT
CGGAATATTTCTATCCCGAGTTAGTACCCAGATGGTTTTAGGAGATCCCC
GCATTTTCGATTATGTTGCAATCTGCTAGATTACTTGTGCAAACCATCTTTT
GTTATAGTCGTGAGGCTACCCTTG

Anexo 13: Secuencia de nucleótidos del aislamiento de La Joya, región Arequipa.

TTAGGTTTTGACAGAAGCACATCGAGAACCTGTAACGAGAGATATTACTA
CGTTCAGGACCCAACGGCGCCGCCACTGATTTTAGAGTCTGCCATTGCTG
ACATGGACTCAATACCAAGCTGAGCTTGAGGGTTGAAATGACGCTCGAAC
AGGCATGCCCCCGGAATACCAAGGGGCGCAATGTGCGTTCAAAGATTG
ATGATTCACTGAATTCTGCAATTCACATTACTTATCGCATTTTCGCTGCGTT
CTTCATCGATGCCAGAACCAAGAGATCCGTTGTTGAAAGTTTTAACTATT
ATATAGTACTCAGACGACATTAATAAAAAGAGTTTTTGATATTCTCTGGCG
AGCATAACGAGGCCCAAAGGGCAGCTCGCCAAAGCAACAAAGTAATAAT
ACACAAGGGTGGGAGGTCTACCCTTTCGGGCATGAACTCTGTAATGATCC
TTCCGCAGGTTACCTACGGAACGGTTGAATGGTATTTTCGAAAGGTGAG
AAGTTGATGTAAAGTGAGTTCAAGTGAGGGGTGGTAGATGATGGAGGTA
AATCGGCGATCGAATCATAACGATCACGTCGCCGGTTTTCGGCGCCTAGCT
TGGAATACCCTCAAGGTGCGCAAACGCGCGACTATATAATATTCCAGCTT
CGACGCGTCTGAACCTGACCTCCTACAACCTACAAACAACTTTTTCAACTTC
CACTTCACGCTTCTTTTATCCTTTCTAATTTACCAGTAAATCATGCAGTGA

CTTACCCATAATGTTTCCATCATGGCCCGACTATATCTTAAGCATTTCGAC
TTTTTCAGCCAAACGCCATAACCACTTAGTCTGTGGACGCACCTCATAAG
TTTACACCCTTAGAGGTTTTCGCTGCGGATTATCCATTGTAATATCCACTGA
GATTGTTACTTTACCTTGTGCTATTGACACAAGCCCTCGGAATATTTCTAT
CCCGAGTTAGTACCCAGATGGTTTTAGGAGATCCCCGCATTTTCGATTATGT
TGCAATCTTGCTAGATTACTTGTGCAAACCATCTTTTGTATAGTCGTGAG
GCTACCCTTGAGGGGTCACAACGGCTTCAATAAGTGTCACTGCGGAAGA

Anexo 14: Secuencia de nucleótidos del aislamiento de Sabandia, región Arequipa.

GAGGTCACCATAGAAATTTAGGTTTTGACAGAAGCACATCGAGAACCTGT
AACGAGAGATATTACTACGTTACGGACCCAACGGCGCCGCCACTGATTTT
AGAGTCTGCCATTGCTGACATGGACTCAATACCAAGCTGAGCTTGAGGGT
TGAAATGACGCTCGAACAGGCATGCCCCCGGAATACCAAGGGGCGCAA
TGTGCGTTCAAAGATTCGATGATTCACTGAATTCTGCAATTCACATTACTT
ATCGCATTTCGCTGCGTTCTTCATCGATGCCAGAACCAAGAGATCCGTTGT
TGAAAGTTTTAACTATTATATAGTACTCAGACGACATTAATAAAAAGAGT
TTTGATATTCTCTGGCGAGCATAACGAGGCCCAAAGGGCAGCTCGCCAAA
GCAACAAAGTAATAATACACAAGGGTGGGAGGTCTACCCTTTCGGGCATG
AACTCTGTAATGATCCTTCCGCAGGTTACCTACGGAACGGTTGAATGGT
ATTTTCGAAAGGTGAGAAGTTGATGTAAAGTGAGTTCAAGTGAGGGGTGG
TAGATGATGGAGGTAATCGGCGATCGAATCATAACGATCACGTCGCCGGT
TTGCGGCGCCTAGCTTGGAATACCCTCAAGGTGCGCAAACGCGCGACTAT
ATAATATTCCAGCTTCGACGCGTCTGAACCTGACCTCCTACAACCTCACAA
CAAACTTTTCAACTTCCACTTCACGCTTCTTTTATCCTTTCTAATTTACCAG
TAAATCATGCAGTGACTTACCCATAATGTTTCCATCATGGCCCCGACTATA
TCTTAAGCATTTCGACTTTTCAGCCAAACGCCATAACCACTTAGTCTGTGG
ACGCACCTCAWAAGTTTACACCCTTAGAGGTTTTCGCTGCGGATTATCCAT
TGTAATATCCACTGAGATTGTTACTTTACCTTGTGCTATTGACACAAGCCC
TCGGAATATTTCTATCCCGAGTTAGTACCCAGATGGTTTTAGGAGATCCCC
GCATTTTCGATTATGTTGCAATCTTGCTAGATTACTTGTGCAAACCATCTTT
TGTTATAGTCGTGAGGCTACCCTTGAGGGGTCACAACGGCTTCAATAAGT
GTCACTGCGGAAGA

Anexo 15: Secuencia de nucleótidos del aislamiento de Majes, región Arequipa.

AGGTCACCATAGAAATTTAGGTTTTGACAGAAGCACATCGAGAACCTGTA
ACGAGAGATATTACTACGTTACGGACCCAACGGCGCCGCCACTGATTTTA
GAGTCTGCCATTGCTGACATGGACTCAATACCAAGCTGAGCTTGAGGGTT
GAAATGACGCTCGAACAGGCATGCCCCCGGAATACCAAGGGGCGCAAT
GTGCGTTCAAAGATTCGATGATTCACTGAATTCTGCAATTCACATTACTTA
TCGCATTTTCGCTGCGTTCTTCATCGATGCCAGAACCAAGAGATCCGTTGTT
GAAAGTTTTAACTATTATATAGTACTCAGACGACATTAATAAAAAGAGTT
TTGATATTCTCTGGCGAGCATAACGAGGCCCAAAGGGCAGCTCGCCAAAG
CAACAAAGTAATAATACACAAGGGTGGGAGGTCTACCCTTTCGGGCATGA
ACTCTGTAATGATCCTTCCGCAGGTTACCTACGGAACGGTTGAATGGTA
TTTTCGAAAGGTGAGAAGTTGATGTAAAGTGAGTTCAAGTGAGGGGTGGT
AGATGATGGAGGTAATCGGCGATCGAATCATAACGATCACGTCGCCGGTT
TGCGGCGCCTAGCTTGGAATACCCTCAAGGTGCGCAAACGCGCGACTATA
TAATATTCCAGCTTCGACGCGTCTGAACCTGACCTCCTACAACCTCACAA
AACTTTTCAACTTCCACTTCACGCTTCTTTTATCCTTTCTAATTTACCAGT

AAATCATGCAGTGACTTACCCATAATGTTTCCATCATGGCCCGACTATAT
CTTAAGCATTTCGACTTTTCAGCCAAACGCCATAACCACTTAGTCTGTGGA
CGCACCTCATAAGTTTACACCCTTAGAGGTTTCGCTGCGGATTATCCATTG
TAATATCCACTGAGATTGTTACTTTACCTTGTGCTATTGACACAAGCCCTC
GGAATATTTCTATCCCGAGTTAGTACCCAGATGGTTTTAGGAGATCCCCG
CATTCGATTATGTTGCAATCTTGCTAGATTACTTGTGCAAACCATCTTTT
GTTATAGTCGTGAGGCTACCCTTGAGGGGTCACAACGGCTTCAATAAGTG
TCACTGCGGAAGA

Anexo 16: Secuencia de nucleótidos del aislamiento de Chongos Bajo, región Junín.

CGTAGTATGCGTGAATGATGATTCTTCCGCAGTGACACTTATTGAAGCCG
TTGTGACCCCTCAAGGGTAGCCTCACGACTATAACAAAAGATGGTTTGC
CAAGTAATCTAGCAGATTGCAACATAATCGAAATGCGGGGATCTCCTAAA
ACCATCTGGGTACTAACTCGGGGATAGAAATATTCCGAGGGCTTGTGTCA
ATAGCACAAGGTAAAGTAAACAATCTCAGTGGGATATTACAATGGATAATC
CGCAGCGAAACCTCTAAGGGGTGTAACCTTATGAGGTGCGTCCACAGACT
AAGTGGTTATGGGCGTTTGGCTGAAAAGTTCGAATGCTTAAGATATAGTCG
GGCCATGATGGAAACATTATGGGGTAAGTCACTGCATGATTTACTGGTAA
ATTAGAAAGGATAAAAAGAAGCGTGAAGTGAAGTTGAAAAGTTTGTGTG
GAGTTGTAGGAGGTCAGGTTTCAGACGCGTCGAAGCTGGAATATTATATAG
TCGCGCGTTTTCGCGCACCTTGAGGGTATTCCAAGCTAGGCGCCGCAAACCG
GCGACGTGATCGTATGATTCGATCGCCGATTTACCTCCATCATCTACCACC
CCTCACTTGAACCTCACTTTACATCAACTTCTCACCTTTCGAAAATACCATT
CAACCGTTCCGTAGGTGAACCTGCGGAAGGATCATTACAGAGTTCATGCC
CGAAAGGGTAGACCTCCACCCTTGTGTATTACTTTGTTGCTTTGGCG
AGCTGCCCTTTGGGGCCTCGTATGCTCGCCAGAGAATATCAAAACTCTTTT
TATTAATGTCGTCTGAGTACTATATAATAGTTAAAACCTTTCAACAACGGAT
CTCTTGGTTCTGGCATCGATGAAGAACGCAGCGAAATGCGATAAGTAATG
TGAATTGCAGAATTCAGTGAATCATCGAATCTTTGAACGCACATTGCGCC
CCTTGGTATTCCGGGGGGCATGCCTGTTTCGAGCGTCATTTCAACCCTCAAG
CTCAGCTTGGTATTGAGTCCATGTCAGCAATGGCAGACTCTAAAATCAGG
GCGGCGCCGTTGGGTCTGAACGTAGTAATATCTCTCGTTACAGGTTCTCG
ATGTGCTTCTGTCAAACCTAAATTTCTATGGTGACCTCGGATCAGTAGGT
CCGAGATCC

Anexo 17: Secuencia de nucleótidos del aislamiento de San Pedro, región Ayacucho.

GATGATTCTTCCGCAGTGACACTTATTGAAGCCGTTGTGACCCCTCAAGG
GTAGCCTCACGACTATAACAAAAGATGGTTTGCACAAGTAATCTAGCAAG
ATTGCAACATAATCGAAATGCGGGGATCTCCTAAAACCATCTGGGTACTA
ACTCGGGATAGAAATATTCCGAGGGCTTGTGTCAATAGCACAAGGTAAAG
TAACAATCTCAGTGGATATTACAATGGATAATCCGCAGCGAAACCTCTAA
GGGTGTAAACTTATGAGGTGCGTCCACAGACTAAGTGGTTATGGGCGTTT
GGCTGAAAAGTTCGAATGCTTAAGATATAGTCGGGCCATGATGGAAACATT
ATGGGGTAAGTCACTGCATGATTTACTGGTAAATTAGAAAAGGATAAAAAGA
AGCGTGAAGTGAAGTTGAAAAGTTTGTGTGAGTTGTAGGAGGTCAGGT
TCAGACGCGTCGAAGCTGGAATATTATATAGTCGCGCGTTTTCGCGCACCTT
GAGGGTATTCCAAGCTAGGCGCCGCAAACCGGCGACGTGATCGTATGATT
CGATCGCCGATTTACCTCCATCATCTACCACCCCTCACTTGAACCTCACTTT
ACATCAACTTCTCACCTTTCGAAAATACCATTCAACCGTTCCGTAGGTGAA

CCTGCGGAAGGATCATTACAGAGTTCATGCCCGAAAGGGTAGACCTCCCA
 CCCTTGTGTATTACTTTGTTGCTTTGGCGAGCTGCCCTTTGGGGCCTC
 GTATGCTCGCCAGAGAATATCAAAACTCTTTTTATTAATGTCGTCTGAGTA
 CTATATAATAGTTAAAACCTTTCAACAACGGATCTCTTGGTTCTGGCATCGA
 TGAAGAACGCAGCGAAATGCGATAAGTAATGTGAATTGCAGAATTCAGT
 GAATCATCGAATCTTTGAACGCACATTGCGCCCCTTGGTATTCCGGGGGG
 CATGCCTGTTTCGAGCGTCATTTCAACCCTCAAGCTCAGCTTGGTATTGAGT
 CCATGTCAGCAATGGCAGACTCTAAAATCAGTGGCGGGCGCCGTTGGGTCC
 TGAACGTAGTAATATCTCTCGTTACAGGTTCTCGATGTGCTTCTGTCAAAA
 CCTAAATTTCTATGGTGACCTCGGATCAGGTA

Anexo 18: Secuencia de nucleótidos del aislamiento de Sachaca, región Arequipa

CTTATTGAAGCCGTTGTGACCCCTCAAGGGTAGCCTCACGACTATAACAA
 AAGATGGTTTGCACAAGTAATCTAGCAAGATTGCAACATAATCGAAATGC
 GGGGATCTCCTAAAACCATCTGGGTAATACTCGGGATAGAAATATTCCG
 AGGGCTTGTGTCAATAGCACAAAGGTAAAGTAACAATCTCAGTGGATATTA
 CAATGGATAATCCGCAGCGAAACCTCTAAGGGTGTAACCTTATGAGGTGC
 GTCCACAGACTAAGTGGTTATGGGCGTTTGGCTGAAAAGTCGAATGCTTA
 AGATATAGTCGGGCCATGATGGAAACATTATGGGGTAAGTCACTGCATGA
 TTTACTGGTAAATTAGAAAGGATAAAAAGAAGCGTGAAGTGGAAGTTGAA
 AAGTTTGTGTGAGTTGTAGGAGGTCAGGTTTCAGACGCGTCGAAGCTGGA
 ATATTATATAGTCGCGCGTTTGGCGACCTTGAGGGTATTCCAAGCTAGGC
 GCCGCAAACCGGCGACGTGATCGTATGATTTCGATCGCCGATTTACCTCCA
 TCATCTACCACCCCTCACTTGAACCTCACTTTACATCAACTTCTCACCTTTC
 GAAAATACCATTCAACCGTTCCGTAGGTGAACCTGCGGAAGGATCATTAC
 AGAGTTCATGCCCGAAAGGGTAGACCTCCCACCCTTGTGTATTACTTTT
 GTTGCTTTGGCGAGCTGCCCTTTGGGGCCTCGTATGCTCGCCAGAGAATAT
 CAAAACCTCTTTTTATTAATGTCGTCTGAGTACTATATAATAGTTAAAACCT
 TCAACAACGGATCTCTTGGTTCTGGCATCGATGAAGAACGCAGCGAAATG
 CGATAAGTAATGTGAATTGCAGAATTCAGTGAATCATCGAATCTTTGAAC
 GCACATTGCGCCCCTTGGTATTCCGGGGGGCATGCCTGTTTCGAGCGTCATT
 TCAACCCTCAAGCTCAGCTTGGTATTGAGTCCATGTCAGCAATGGCAGAC
 TCTAAAATCAGTGGCGGGCGCCGTTGGGTCCTGAACGTAGTAATATCTCTC
 GTTACAGGTTCTCGATGTGCTTCTGTCAAAACCTAAATTTCTATGGTGACC
 TCGGATCAGGTA

Anexo 19: Análisis de varianza para la emergencia de ajo ‘Napuri’.

F.V	G.L	S.C	C.M	F.C	F.T	Sig
Bloque	3	69.9624548	23.3208183	6.24244061	2.827	*
Tratamiento	14	31.7797388	2.26998134	0.60762121	1.935	N.S
Error	42	156.905677	3.73584945			
Total	59					
CV	2.53074821%					

Anexo 20: Análisis de varianza para la altura de parte aérea del ajo ‘Napurí’, a los 30 ddp.

F.V	G.L	S.C	C.M	F.C	F.T	Sig
Bloque	3	4.61733333	1.53911111	4.29015773	2.827	*
Tratamiento	14	5.539	0.39564286	1.10282503	1.935	N.S
Error	42	15.0676667	0.35875397			
Total	59					
CV	4.96650697%					

Anexo 21: Análisis de varianza para la altura de parte aérea del ajo ‘Napurí’, a los 40 ddp.

F.V	G.L	S.C	C.M	F.C	F.T	Sig
Bloque	3	1.35383333	0.45127778	0.88080116	2.827	N.S
Tratamiento	14	5.95733333	0.42552381	0.83053473	1.935	N.S
Error	42	21.5186667	0.51234921			
Total	59					
CV	4.77243511%					

Anexo 22: Análisis de varianza para la altura de parte aérea del ajo ‘Napurí’, a los 50 ddp.

F.V	G.L	S.C	C.M	F.C	F.T	Sig
Bloque	3	3.61133333	1.20377778	1.60103868	2.827	N.S
Tratamiento	14	3.76933333	0.2692381	0.35808985	1.935	N.S
Error	42	31.5786667	0.75187302			
Total	59					
CV	4.36536054%					

Anexo 23: Análisis de varianza para la altura de parte aérea del ajo ‘Napurí’, a los 60 ddp.

F.V	G.L	S.C	C.M	F.C	F.T	Sig
Bloque	3	0.46983333	0.15661111	0.34361287	2.827	N.S
Tratamiento	14	1.39733333	0.09980952	0.21898725	1.935	N.S
Error	42	19.1426667	0.45577778			
Total	59					
CV	2.40524847%					

Anexo 24: Análisis de varianza para la altura de parte aérea del ajo ‘Napurí’, a los 70 ddp.

F.V	G.L	S.C	C.M	F.C	F.T	Sig
Bloque	3	1.07116667	0.35705556	0.41118138	2.827	N.S
Tratamiento	14	7.214	0.51528571	0.59339755	1.935	N.S
Error	42	36.4713333	0.86836508			
Total	59					
CV	2.32181658%					

Anexo 25: Análisis de varianza para la altura de parte aérea del ajo ‘Napurí’, a los 80 ddp.

F.V	G.L	S.C	C.M	F.C	F.T	Sig
Bloque	3	6.5405	2.18016667	3.51612779	2.827	*
Tratamiento	14	5.86333333	0.41880952	0.67544735	1.935	N.S
Error	42	26.042	0.62004762			
Total	59					
CV	1.51259361%					

Anexo 26: Análisis de varianza para la altura de parte aérea del ajo ‘Napurí’, a los 90 ddp.

F.V	G.L	S.C	C.M	F.C	F.T	Sig
Bloque	3	3.24183333	1.08061111	0.1570326	2.827	N.S
Tratamiento	14	97.09	6.935	1.0077826	1.935	N.S
Error	42	289.020667	6.88144444			
Total	59					
CV	4.4822738%					

Anexo 27: Análisis de varianza para altura de parte aérea del ajo ‘Napurí’, a los 100 ddp.

F.V	G.L	S.C	C.M	F.C	F.T	Sig
Bloque	3	5.13116667	1.71038889	0.30136314	2.827	N.S
Tratamiento	14	97.1793333	6.94138095	1.22304136	1.935	N.S
Error	42	238.371333	5.67550794			
Total	59					
CV	3.94240967%					

Anexo 28: Análisis de varianza para altura de parte aérea del ajo ‘Napurí’, a los 110 ddp.

F.V	G.L	S.C	C.M	F.C	F.T	Sig
Bloque	3	5.52583333	1.84194444	0.39587047	2.827	N.S
Tratamiento	14	103.489	7.39207143	1.58870306	1.935	N.S
Error	42	195.421667	4.65289683			
Total	59					
CV	3.55158878%					

Anexo 29: Análisis de varianza para incidencia en parte aérea a los 110 ddp.

F.V	G.L	S.C	C.M	F.C	F.T	Sig
Bloque	3	0.93	0.31	1.13	0.3480	N.S
Tratamiento	14	5.90	0.42	1.53	0.1422	N.S
Error	42	11.57	0.28			
Total	59	18.40				
CV	31.30%					

Anexo 30: Análisis de varianza para incidencia en parte área, a los 120 ddp.

F.V	G.L	S.C	C.M	F.C	F.T	Sig
Bloque	3	0.98	0.33	0.47	0.7045	*
Tratamiento	14	23.93	1.71	2.45	0.0126	N.S
Error	42	29.27	0.70			
Total	59	54.18				
CV	37.66%					

Anexo 31: Análisis de varianza para incidencia en parte área, a los 130 ddp.

F.V	G.L	S.C	C.M	F.C	F.T	Sig
Bloque	3	2.85	0.95	0.43		0.7297
Tratamiento	14	818.90	58.49	26.73	<0.0001	*
Error	42	91.90	2.19			
Total	59	913.65				
CV	23.29%					

Anexo 32: Análisis de varianza para incidencia en parte área, a los 140 ddp.

F.V	G.L	S.C	C.M	F.C	F.T	Sig
Bloque	3	9.65	3.22	0.13	0.5376	N. S
Tratamiento	14	2830.90	202.21	7.93	<0.0001	*
Error	42	1071.10	25.50			
Total	59	3911.65				
CV	37.00%					

Anexo 33: Análisis de varianza para incidencia en parte área, a los 150 ddp.

F.V	G.L	S.C	C.M	F.C	F.T	Sig
Bloque	3	109.93	36.64	0.73	0.5376	N. S
Tratamiento	14	71.1423	508.16	10.18	<0.0001	*
Error	42	2096.57	49.92			
Total	59	9320.73				
CV	30.41%					

Anexo 34: Análisis de varianza para el ABCPE.

F.V	G.L	S.C	C.M	F.C	F.T	Sig
Bloque	3	8520.72	117354.16	33.21	0.4989	N. S
Tratamiento	14	1642958.23	2840.24	0.80	<0.0001	*
Error	42	148420.03	3533.81			
Total	59					
CV	17.87%					

Anexo 35: Análisis de varianza para la incidencia en bulbos de ajo ‘Napurí’, a la cosecha.

F.V	G.L	S.C	C.M	F.C	F.T	Sig
Bloque	3	78.8052918	26.2684306	0.82650795	2.827	N.S
Tratamiento	14	3099.32216	221.380154	6.96548876	1.935	*
Error	42	1334.86203	31.7824293			
Total	59					
CV	20.19					

Anexo 36: Análisis de varianza para el rendimiento (t ha⁻¹) de bulbos de ajo ‘Napurí’.

F.V	G.L	S.C	C.M	F.C	F.T	Sig
Bloque	3	1.88933333	0.62977778	0.23545836	2.827	N.S
Tratamiento	14	180.511083	12.8936488	4.820617	1.935	*
Error	42	112.336917	2.67468849			
Total	59					
CV	14.68					