



UNIVERSIDAD TÉCNICA ESTATAL DE QUEVEDO
UNIDAD DE ESTUDIOS A DISTANCIA
MODALIDAD SEMIPRESENCIAL
INGENIERÍA AGROPECUARIA

Tema de Tesis

**CONTROL DE PUDRICIÓN BLANCA (*Sclerotium cepivorum*) EN
BULBILLOS DE AJO (*Allium sativum*) VARIEDAD COLORADO
PARA REPRODUCCIÓN DE PLANTAS**

Previo a la obtención del título de:
INGENIERO AGROPECUARIO

Autor
NELSON JAVIER CAPUZ BRAVO

Director de Tesis
ING. JOSÉ FRANCISCO ESPINOSA CARRILLO, MSc.

Quevedo - Ecuador
2013

DECLARACIÓN DE AUTORÍA Y CESIÓN DE DERECHOS

Yo, Nelson Javier Capuz Bravo, declaro que el trabajo aquí descrito es de mi autoría; que no ha sido previamente presentado para ningún grado o calificación profesional; y, que he consultado las referencias bibliográficas que se incluyen en este documento.

La Universidad Técnica Estatal de Quevedo, puede hacer uso de los derechos correspondientes a este trabajo, según lo establecido por la Ley de Propiedad Intelectual, por su Reglamento y por la normatividad institucional vigente.

Nelson Javier Capuz Bravo

CERTIFICACIÓN DEL DIRECTOR DE TESIS

El suscrito, Ing. José Francisco Espinosa Carrillo, MSc., Docente de la Universidad Técnica Estatal de Quevedo, certifica que el Egresado Nelson Javier Capuz Bravo, realizó la tesis de grado previo a la obtención del título de Ingeniero Agropecuario titulada **“CONTROL DE PUDRICIÓN BLANCA (*Sclerotium cepivorum*) EN BULBILLOS DE AJO (*Allium sativum*) VARIEDAD COLORADO PARA REPRODUCCIÓN DE PLANTAS”**, bajo mi dirección, habiendo cumplido con las disposiciones reglamentarias establecidas para el efecto.

Ing. José Francisco Espinosa Carrillo, MSc.
DIRECTOR DE TESIS



UNIVERSIDAD TÉCNICA ESTATAL DE QUEVEDO
UNIDAD DE ESTUDIOS A DISTANCIA
MODALIDAD SEMIPRESENCIAL
INGENIERÍA AGROPECUARIA

CONTROL DE PUDRICIÓN BLANCA (*Sclerotium cepivorum*) EN
BULBILLOS DE AJO (*Allium sativum*) VARIEDAD COLORADO PARA
REPRODUCCIÓN DE PLANTAS

TESIS DE GRADO

Presentado al Comité Técnico Académico como requisito previo a la obtención del título de **INGENIERO AGROPECUARIO**

Aprobado:

Lic. Héctor Castillo Vera, MSc.

PRESIDENTE DEL TRIBUNAL

Ing. María del Carmen Samaniego, MSc.

MIEMBRO DEL TRIBUNAL DE TESIS

Ing. Geovanny Suárez Fernández, MSc.

MIEMBRO DEL TRIBUNAL DE TESIS

QUEVEDO - LOS RÍOS - ECUADOR

AÑO 2013
AGRADECIMIENTO

El autor deja constancia de su agradecimiento:

A la Universidad Técnica Estatal de Quevedo, digna institución de enseñanza e investigación, a través de la Unidad de Estudios a Distancia, por recibirme como estudiante.

A las autoridades de la Universidad

Al Ing. Manuel Haz Álvarez⁺, por su decisión y apoyo a la formación de la U.E.D.

Al Ing. Roque Luis Vivas Moreira, MSc., Rector de la UTEQ, por su gestión en beneficio de la comunidad universitaria.

Al Ec. Roger Tomás Yela Burgos, MSc., Director de la UED, por su gestión realizada para que el centro de apoyo Patate se haga una realidad.

Al Ing. José Francisco Espinosa Carrillo, MSc., quien cumplió en forma desinteresada con la verdadera función de director de tesis, para el logro y feliz culminación de mis estudios, tanto impartiendo sus conocimientos y enseñanzas así como consejos y sugerencias.

A los compañeros del Centro de Apoyo Salcedo paralelo “E” por su amistad brindada durante los estudios.

DEDICATORIA

A Dios y a mis padres, por haberme dado la vida, el amor y el apoyo que necesito para seguir adelante, gracias Don Segundo Capuz y Doña María Rosario Bravo.

A mi esposa, María Juliana Tisalema, por sembrar ideales de ser cada día mejor; sin su apoyo y comprensión no habría sido posible ver culminada una de mis principales metas.

A mi hija, Jacqueline Andrea Capuz, al tesoro más importante de mi vida, porque por ella busco ser ejemplo íntegro de superación, para ella es todo mi esfuerzo y mi amor, porque es para mí el único apoyo con el que contaré siempre.

Nelson

ÍNDICE

	Pág.
Portada	i
Declaración de autoría y cesión de derecho	ii
Certificación del Director de Tesis	iii
Tribunal de Tesis	iv
Agradecimiento	v
Dedicatoria.....	vi
Índice	vii
Resumen ejecutivo	xvi
Abstract.....	xvii
 CAPÍTULO I	1
MARCO CONTEXTUAL DE LA INVESTIGACIÓN	1
1.1. Introducción	2
1.2. Objetivos	3
1.2.1. General	3
1.2.2. Específicos	3
1.3. Hipótesis	3
 CAPÍTULO II	4
MARCO TEÓRICO	4
2.1. Fundamentación teórica	5
2.1.1. Pudrición blanca (<i>Sclerotium cepivorum</i>)	5
2.1.1.1. Distribución de la enfermedad	5
2.1.1.2. Sintomatología	5
2.1.1.3. Hongo causal	6
2.1.1.4. Hospederos	7
2.1.1.5. Ciclo de vida.....	7
2.1.1.6. Epidemiología.....	10
2.1.2. Control de pudrición blanca (<i>Sclerotium cepivorum</i>)	11
2.1.2.1. Control por resistencia.....	11

2.1.2.2.	Control químico	12
2.1.2.3.	Control cultural	15
2.1.2.3.1.	Rotación de cultivos	15
2.1.2.3.2.	Inundación	15
2.1.2.3.3.	Estimulantes de la germinación de esclerocios	15
2.1.2.4.	Control físico	16
2.1.2.5.	Control biológico	18
2.1.2.6.	Control integrado	19
2.1.3.	El ajo (<i>Allium sativum</i>)	19
2.1.3.1.	Origen y descripción botánica	19
2.1.3.2.	Distribución mundial	20
2.1.3.3.	Variabilidad genética y citogenética del ajo (<i>Allium sativum</i>)	20
2.1.3.4.	Morfología	21
2.1.4.	Cultivo del ajo	22
2.1.4.1.	Exigencias de clima y suelo	22
2.1.4.2.	Multiplicación	22
2.1.4.3.	Elección del material vegetal	22
2.1.4.4.	Labores culturales	23
2.1.4.4.1.	Preparación del terreno	23
2.1.4.4.2.	Plantación de bulbillos	23
2.1.4.4.3.	Escardas	23
2.1.4.5.	Abonado	24
2.1.4.6.	Riegos	24
2.1.4.7.	Cosecha	24
2.1.4.8.	Enristrado	24
2.1.4.9.	Obtención de bulbillos para la propagación	25
2.1.4.10.	Principales plagas y enfermedades del ajo	25
2.1.4.10.1.	Plagas	25
2.1.4.10.2.	Enfermedades	25
2.1.5.	Fungicidas	26
2.1.5.1.	Tipos de fungicidas según su modo de acción	26
2.1.5.2.	Vitavax 300	27
2.1.5.3.	Benomyl	27

2.1.5.4. Captan 80%.....	27
--------------------------	----

CAPÍTULO III29

METODOLOGÍA DE LA INVESTIGACIÓN29

3.1. Materiales y métodos	30
3.1.1. Localización y duración del experimento.....	30
3.2. Condiciones meteorológicas	30
3.3. Materiales y equipos	31
3.4. Factores en estudio.....	32
3.4.1. Producto.....	32
3.4.2. Dosis	32
3.5. Tratamientos	32
3.6. Diseño experimental.....	33
3.7. Unidad experimental	33
3.8. Delineamiento experimental	34
3.9. Análisis estadístico.....	35
3.10. Variables evaluadas.....	35
3.10.1. Porcentaje de control de pudrición blanca en los bulbillos (%)	35
3.10.2. Días a emergencia de la tierra	35
3.10.3. Altura de las plantas (cm).....	35
3.10.4. Pérdida de bulbillos (%)	35
3.10.5. Porcentaje de bulbillos con pudrición blanca (%)	36
3.11. Manejo del experimento	36
3.11.1. Preparación del terreno.....	36
3.11.2. Selección de los bulbillos	36
3.11.3. Aplicación de los tratamientos.....	36
3.11.4. Tape de los bulbillos.....	37
3.11.5. Riego.....	37
3.11.6. Deshierbas	37
3.12. Análisis económico.....	37
3.12.1. Costo de producción	37

CAPÍTULO IV38

RESULTADOS Y DISCUSIÓN	38
4.1. Resultados y discusión	39
4.1.1. Porcentaje de control de pudrición blanca en los bulbillos (%)	39
4.1.2. Días a emergencia de la tierra	40
4.1.3. Altura de las plantas (cm)	41
4.1.4. Pérdida de bulbillos (%)	42
4.1.5. Porcentaje de bulbillos con pudrición blanca (%).....	43
4.1.6. Análisis económico	45
 CAPÍTULO V	 47
CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES.....	47
5.1. Conclusiones	48
5.2. Recomendaciones	49
 CAPÍTULO VI	 50
BIBLIOGRAFÍA	50
6.1. Literatura citada	51
 CAPÍTULO VII	 57
ANEXOS.....	57
7.1. Anexos	58
7.2. Croquis.....	61
7.3. Fotografías de la investigación	62

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro		Pág.
1	Condiciones meteorológicas de la zona en control de pudrición blanca (<i>Sclerotium cepivorum</i>) en bulbillos de ajo (<i>Allium sativum</i>) variedad colorado para reproducción de plantas.....	30
2	Materiales y equipos en control de pudrición blanca (<i>Sclerotium cepivorum</i>) en bulbillos de ajo (<i>Allium sativum</i>) variedad colorado para reproducción de plantas.....	31
3	Producto en control de pudrición blanca (<i>Sclerotium cepivorum</i>) en bulbillos de ajo (<i>Allium sativum</i>) variedad colorado para reproducción de plantas.....	32
4	Dosis en control de pudrición blanca (<i>Sclerotium cepivorum</i>) en bulbillos de ajo (<i>Allium sativum</i>) variedad colorado para reproducción de plantas.....	32
5	Tratamientos en control de pudrición blanca (<i>Sclerotium cepivorum</i>) en bulbillos de ajo (<i>Allium sativum</i>) variedad colorado para reproducción de plantas.....	33
6	Análisis de varianza en control de pudrición blanca (<i>Sclerotium cepivorum</i>) en bulbillos de ajo (<i>Allium sativum</i>) variedad colorado para reproducción de plantas.....	33
7	Esquema de las unidades experimentales en control de pudrición blanca (<i>Sclerotium cepivorum</i>) en bulbillos de ajo (<i>Allium sativum</i>) variedad colorado para reproducción de plantas.....	34

8	Delineamiento experimental en control de pudrición blanca (<i>Sclerotium cepivorum</i>) en bulbillos de ajo (<i>Allium sativum</i>) variedad colorado para reproducción de plantas.....	34
9	Porcentaje de control de pudrición blanca en los bulbillos (%) en control de pudrición blanca (<i>Sclerotium cepivorum</i>) en bulbillos de ajo (<i>Allium sativum</i>) variedad colorado para reproducción de plantas.....	40
10	Días a emergencia de la tierra en control de pudrición blanca (<i>Sclerotium cepivorum</i>) en bulbillos de ajo (<i>Allium sativum</i>) variedad colorado para reproducción de plantas...	41
11	Altura de las plantas (cm) en control de pudrición blanca (<i>Sclerotium cepivorum</i>) en bulbillos de ajo (<i>Allium sativum</i>) variedad colorado para reproducción de plantas.....	42
12	Pérdida de bulbillos (%) en control de pudrición blanca (<i>Sclerotium cepivorum</i>) en bulbillos de ajo (<i>Allium sativum</i>) variedad colorado para reproducción de plantas.....	43
13	Porcentaje de bulbillos con pudrición blanca (%) en control de pudrición blanca (<i>Sclerotium cepivorum</i>) en bulbillos de ajo (<i>Allium sativum</i>) variedad colorado para reproducción de plantas.....	45
14	Análisis económico en control de pudrición blanca (<i>Sclerotium cepivorum</i>) en bulbillos de ajo (<i>Allium sativum</i>) variedad colorado para reproducción de plantas.....	46

ÍNDICE DE ANEXOS

Anexo	Pág.
1 Resultados de las variables analizadas en control de pudrición blanca (<i>Sclerotium cepivorum</i>) en bulbillos de ajo (<i>Allium sativum</i>) variedad colorado para reproducción de plantas.....	58
2 Análisis de varianza para la variable porcentaje de control de pudrición blanca en los bulbillos (%) en control de pudrición blanca (<i>Sclerotium cepivorum</i>) en bulbillos de ajo (<i>Allium sativum</i>) variedad colorado para reproducción de plantas.....	59
3 Análisis de varianza para la variable días a emergencia de la tierra en control de pudrición blanca (<i>Sclerotium cepivorum</i>) en bulbillos de ajo (<i>Allium sativum</i>) variedad colorado para reproducción de plantas.....	59
4 Análisis de varianza para la variable altura de las plantas (cm) en control de pudrición blanca (<i>Sclerotium cepivorum</i>) en bulbillos de ajo (<i>Allium sativum</i>) variedad colorado para reproducción de plantas.....	59
5 Análisis de varianza para la variable pérdida de bulbillos (%) en control de pudrición blanca (<i>Sclerotium cepivorum</i>) en bulbillos de ajo (<i>Allium sativum</i>) variedad colorado para reproducción de plantas.....	60
6 Análisis de varianza para la variable porcentaje de bulbillos con pudrición blanca (%) en control de pudrición blanca	

(<i>Sclerotium cepivorum</i>) en bulbillos de ajo (<i>Allium sativum</i>) variedad colorado para reproducción de plantas.....	60
--	----

7

Croquis de campo en control de pudrición blanca (<i>Sclerotium cepivorum</i>) en bulbillos de ajo (<i>Allium sativum</i>) variedad colorado para reproducción de plantas.....	61
---	----

Figura

1

Preparación del terreno en control de pudrición blanca (<i>Sclerotium cepivorum</i>) en bulbillos de ajo (<i>Allium sativum</i>) variedad colorado para reproducción de plantas.....	62
--	----

2

Selección de los bulbillos en control de pudrición blanca (<i>Sclerotium cepivorum</i>) en bulbillos de ajo (<i>Allium sativum</i>) variedad colorado para reproducción de plantas.....	62
---	----

3

Aplicación de los tratamientos en control de pudrición blanca (<i>Sclerotium cepivorum</i>) en bulbillos de ajo (<i>Allium</i> <i>sativum</i>) variedad colorado para reproducción de plantas...	63
--	----

4

Tape de los bulbillos en control de pudrición blanca (<i>Sclerotium cepivorum</i>) en bulbillos de ajo (<i>Allium sativum</i>) variedad colorado para reproducción de plantas.....	63
--	----

5

Riego en control de pudrición blanca (<i>Sclerotium</i> <i>cepivorum</i>) en bulbillos de ajo (<i>Allium sativum</i>) variedad colorado para reproducción de plantas.....	64
---	----

6

Deshierbas en control de pudrición blanca (<i>Sclerotium</i> <i>cepivorum</i>) en bulbillos de ajo (<i>Allium sativum</i>) variedad colorado para reproducción de plantas.....	64
--	----

7

8	Porcentaje de control de pudrición blanca en los bulbillos (%) en control de pudrición blanca (<i>Sclerotium cepivorum</i>) en bulbillos de ajo (<i>Allium sativum</i>) variedad colorado para reproducción de plantas.....	65
9	Días a emergencia de la tierra en control de pudrición blanca (<i>Sclerotium cepivorum</i>) en bulbillos de ajo (<i>Allium sativum</i>) variedad colorado para reproducción de plantas...	65
10	Altura de las plantas (cm) en control de pudrición blanca (<i>Sclerotium cepivorum</i>) en bulbillos de ajo (<i>Allium sativum</i>) variedad colorado para reproducción de plantas.....	66
11	Pérdida de bulbillos (%) en control de pudrición blanca (<i>Sclerotium cepivorum</i>) en bulbillos de ajo (<i>Allium sativum</i>) variedad colorado para reproducción de plantas.....	66
	Porcentaje de bulbillos con pudrición blanca (%) en control de pudrición blanca (<i>Sclerotium cepivorum</i>) en bulbillos de ajo (<i>Allium sativum</i>) variedad colorado para reproducción de plantas.....	67

RESUMEN EJECUTIVO

La presente investigación tuvo por objeto evaluar el control de pudrición blanca (*Sclerotium cepivorum*) en bulbillos de ajo (*Allium sativum*) variedad colorado para reproducción de plantas. Los fungicidas aplicados fueron: Vitavax 300, Benomyl y Captan 80%. Se realizó en el cantón Ambato, provincia de Tungurahua, parroquia Santa Rosa, comunidad Angahuana Bajo, propiedad del Sr. Nelson Javier Capuz Bravo; en las coordenadas de GPS, Latitud Sur de 1°19'59'' y Longitud Oeste de 78°41'37'', Hemisferio Sur; (WGS84 UTM 9852518 Norte y 756652 Este).

El diseño experimental empleado fue un D.B.C.A. (Diseño de Bloques Completos al Azar) con 4 tratamientos y 5 repeticiones. El mejor tratamiento es el T₁ (7 g.L⁻¹ de agua de Vitavax 300).

El análisis económico demuestra que los tratamientos con menor costo de producción/planta con un valor de USD 0,03 son los tratamientos: T₁ (7 g.L⁻¹ de agua de Vitavax 300), T₂ (0,5 g.L⁻¹ de agua de Benomyl) y T₃ (1,5 g.L⁻¹ de agua de Captan 80%); y, el tratamiento de mayor costo de producción/planta de USD 0,04 es el tratamiento T₄ (Testigo).

ABSTRACT

The present investigation was to evaluate the control of white rot (*Sclerotium cepivorum*) in bulblets of garlic (*Allium sativum*) red variety for plant breeding. Fungicides applied were: Vitavax 300, Benomyl and Captan 80%. The research work was conducted in the Canton Ambato, Tungurahua Province, Santa Rosa parish, community Angahuana Low, owned by Mr. Nelson Javier Bravo Capuz; in GPS coordinates, Latitude South of 1°19'59" and Longitude West of 78°41'37" Southern Hemisphere; (WGS84 UTM 756652 North and 9852518 East).

The experimental design used was a D.B.C.A. (Design of a Randomized Complete Block) with 4 treatments and 5 replications. The best treatment is the T₁ (7 g.L⁻¹ of water of Vitavax 300).

Economic analysis shows that treatment with lower cost of production/plant with a value of U\$D 0,03 are the treatments: T₁ (7 g.L⁻¹ of water of Vitavax 300), T₂ (0,5 g.L⁻¹ of water of Benomyl) and T₃ (1,5 g.L⁻¹ of water of Captan 80%), and higher treatment cost of production/plant is U\$D 0,04 T₄ (Witness).

CAPÍTULO I

MARCO CONTEXTUAL DE LA INVESTIGACIÓN

1.1. Introducción

El origen del ajo (*Allium sativum*) ha llevado a grandes discusiones siendo el más aceptado el Asia Central (Noroeste de la India, Afganistán, etc.) y el Mediterráneo. Es una monocotiledónea de la familia Alliaceae, que se cultiva en gran parte del mundo; debido a sus propiedades medicinales y alimenticias; es considerada una de las 20 hortalizas principales a nivel mundial. El cultivo del ajo es considerado hoy día como una de las hortalizas más rentable a nivel nacional. Las zonas de mayor producción de ajo se encuentran en la zona Interandina del Ecuador (García y Ramón 2008).

Una de las fitopatologías más peligrosas y a la vez más importantes que afectan a este cultivo es la denominada pudrición blanca (*Sclerotium cepivorum*) cuyo nombre en inglés es “Garlic White Rot” y se encuentra en todos los países donde se cultiva el género *Allium*, esto se debe a que posee otros hospederos tales como Cebolla, Chalota o Puerro. Siendo el Ajo el más susceptible a la pudrición blanca (Pérez *et al.* 2000).

La enfermedad es más severa en suelo frío y ligeramente húmedo. Ataca los bulbos, las raíces y el follaje de plantas adultas, aunque puede afectar desde el estado de plántula. El problema se encuentra principalmente en el campo. Sin embargo, en caso de que los bulbos sean infectados en las últimas etapas de su desarrollo, se produce una pudrición suave durante el almacenamiento (Fletcher y Knight 2001).

Muchos agricultores han cambiado de cultivo en forma definitiva debido a la alta infestación, o continúan sembrando en terrenos totalmente infestados, lo que les representa altos costos de producción y grandes pérdidas de cosecha, que podrían llegar hasta 100% en algunos casos.

La agricultura actual afronta nuevos desafíos debido a los cambios en la producción agrícola, en vista a todos estos problemas, este trabajo investigativo va dirigido a la necesidad de incrementar un programa de manejo de control de

podridón blanca (*Sclerotium cepivorum*) en los bulbillos de ajo para la reproducci3n de plantas, mediante la aplicaci3n de Vitavax 300, Benomyl y Captan 80%; con el fin de que los resultados alcanzados sean de conocimiento general y en especial de nuestros agricultores que se ven afectados por este tipo de enfermedad al momento de realizar sus plantaciones.

1.2. Objetivos

1.2.1. General

Evaluar el control de podrid3n blanca (*Sclerotium cepivorum*) en bulbillos de ajo (*Allium sativum*) variedad colorado para reproducci3n de plantas.

1.2.2. Específicos

- Determinar la acci3n del Vitavax 300, Benomyl y Captan 80% en control de podrid3n blanca (*Sclerotium cepivorum*) en bulbillos de ajo (*Allium sativum*) variedad colorado para reproducci3n de plantas.
- Establecer la dosis 3ptima de Vitavax 300, Benomyl y Captan 80% en control de podrid3n blanca (*Sclerotium cepivorum*) en bulbillos de ajo (*Allium sativum*) variedad colorado para reproducci3n de plantas.
- Realizar un an3lisis econ3mico de costo de producci3n a los tratamientos en estudio.

1.3. Hip3tesis

Aplicando el tratamiento T₁ (7 g.L⁻¹ de agua de Vitavax 300), se obtendr3 un menor porcentaje de mortalidad de bulbillos de ajo variedad colorado por ataque de podrid3n blanca (*Sclerotium cepivorum*).

CAPÍTULO II

MARCO TEÓRICO

2.1. Fundamentación teórica

2.1.1. Pudrición blanca (*Sclerotium cepivorum*)

2.1.1.1. Distribución de la enfermedad

Esta enfermedad ha sido encontrada en países de Europa, de Oceanía, de África y de América ocasionando pérdidas considerables en los cultivos de ajo y cebolla. La pudrición blanca fue asociada primero con cebolla en el Reino Unido en 1841 y luego con ajo en Italia en el año 1903. Después de esos primeros informes, la enfermedad fue registrada en todo el mundo (Villar *et al.* 2000).

Recientemente se encontraron, mediante estudios de filogenia, que el centro de origen para la diseminación de este hongo en áreas productoras de cebolla fue Europa (Couch y Kohn 2000).

2.1.1.2. Sintomatología

Esta enfermedad puede afectar plantas en cualquier estado de desarrollo y se incrementa conforme se desarrolla el sistema radical. 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 la temperatura (Crowe 2005).

El primer síntoma coincide con el período de bulbificación y se presenta como un amarillamiento general, continuado por muerte descendente de las hojas más externas y retardo del crecimiento. El deterioro gradual se da por varios días o semanas hasta concluir con el colapso final de las hojas y una pudrición basal seca o semiacuosa (Crowe 2005).

Simultáneamente, en las raíces y hojas inferiores hay abundancia de micelio blanco, lanoso y superficial que pronto produce esclerocios negros y esféricos sobre la superficie o dentro de los tejidos enfermos. En este grado de desarrollo

de la enfermedad las plantas afectadas son fácilmente arrancadas del suelo (Galli *et al.* 2002).

Cuando hay alta densidad de inóculo las plantas pueden morir de forma repentina en grandes áreas del campo, si la infestación es baja pueden morir en grupos de 2 a 40%, siendo las plantas centrales del parche las primeras en morir (McLean y Stewart 2000).

Si los bulbos son atacados al final del ciclo del cultivo la enfermedad se expresa como una pudrición durante el almacenamiento (Romero 2003).

2.1.1.3. Hongo causal

Sclerotium cepivorum es un hongo imperfecto perteneciente al Orden Mycelia Sterilia, aunque la mayoría de la literatura indica que no tiene fase teleomórfica conocida, *Stromatinia cepivorum* como el estado de ascóspora. Se reproduce a través de la producción de gran cantidad de pequeños esclerocios que funcionan como propágulos e inóculo. En ocasiones produce también conidios en esporodoquios, los que aparentemente son estériles (Crowe 2005).

Los esclerocios son masas compactas de hifas que pueden o no contener tejido del hospedante, por lo común con una cubierta oscura y capaz de sobrevivir bajo condiciones desfavorables. *Sclerotium cepivorum* forma en su mayoría, esclerocios de forma esférica uniforme, de cubierta negra y lisa que consiste de dos a cinco células de grosor que rodean una masa compacta y gruesa de micelio refractivo, por lo general tienen un tamaño de 0,3 a 0,6 mm de diámetro; aunque algunas veces se han reportado esclerocios de forma irregular y tamaños que van desde los 5 hasta los 25 mm (Crowe y Hall 2006).

Ambos tipos de esclerocios pueden formar esclerocios secundarios, dentro o adyacentes a los esclerocios originales, que influyen fuertemente en su sobrevivencia (Mordue 2009).

2.1.1.4. Hospederos

Sclerotium cepivorum es un patógeno específico del género *Allium*; entre las principales especies que son afectadas se encuentran la cebolla (*Allium cepa* L.) y el ajo (*A. sativum* L.); además, puede atacar el puerro (*A. porrum* L.), las cebollinas (*A. fistulosum* L. y *A. schoenosprasmum* L.), el chalote o ascalonia (*A. ascalonicum* L.), el ajoporro (*A. ampeloprasum* L.) y ajo silvestre (*A. canadense* L.) (Chupp y Sherf 2000).

En condiciones de laboratorio y con grandes cantidades de inóculo, este hongo puede afectar *Belamcanda chinensis* Lehman (Iridaceae), algunas especies de *Zephyranthes* (Amaryllidaceae), *Linum usitatissimum*, *Trifolium repens*, *Brassica oleracea* variedad Capitata y *Lycopersicon esculentum* (Galli et al. 2002).

2.1.1.5. Ciclo de vida

Los esclerocios representan el inóculo primario para el desarrollo de esta enfermedad, estos pueden permanecer viables de 10 a 20 años en condiciones de campo y sin necesidad del hospedero. El porcentaje de sobrevivencia se mantiene por encima del 92% y la viabilidad puede llegar hasta un 96% entre los 5 a 10 años de entierro, si el período de entierro aumenta a 15 ó 20 años los porcentajes de viabilidad oscilan entre 72 y 96% dependiendo de la profundidad (Obregón 2001).

En un estudio sobre el efecto de la temperatura del suelo, la humedad y la profundidad de entierro sobre la sobrevivencia de esclerocios, señala que los esclerocios de *Sclerotium cepivorum* son más sensibles al calor que los de *Sclerotinia minor*, indica que para matar el 50% de los propágulos (DL 50) de *S. minor* se requieren de 624 horas a 35°C, mientras que para lograr el mismo efecto en esclerocios de *Sclerotium cepivorum* solo son necesarias 130 horas (Hovius y McDonald 2002).

Los esclerocios de *Sclerotium cepivorum* tienen una latencia constitutiva de uno a tres meses. La latencia es un período de descanso que interrumpe el desarrollo

de un organismo y es mantenida por factores constitutivos que garantizan al organismo persistir en esta condición por un período mínimo necesario en su ciclo de vida. Una vez que la latencia constitutiva es superada, los esclerocios pueden estar sujetos a una latencia exógena, la cual puede ser impuesta por una amplia variedad de factores, entre los que se encuentran: la micostasis, la temperatura, la luz y la aireación (Lucas 2008).

La germinación de los esclerocios es de forma eruptiva o miceliogénica, el primer signo de germinación es la aparición de una protuberancia en la superficie del esclerocio, luego la cáscara sufre una ruptura y uno o más tapones grandes y densos de micelio son empujados hacia fuera; las hifas empiezan a crecer y ramificarse a partir de cada tapón, produciéndose anastomosis libremente (Coley-Smith 2000).

Este proceso es estimulado solamente por exudados de las raíces de las especies del género *Allium*. Los exudados están constituidos por sustancias no volátiles de sulfóxidos de alkyl y alkenyl-cisteína, los cuales son metabolizados por la microflora del suelo, especialmente por bacterias presentes en la rizosfera, para producir compuestos volátiles (sulfuros de n-propil y alil cisteína) que activan los esclerocios latentes hasta una distancia de 10 cm de la raíz y 30 cm de profundidad (Crowe y Hall 2006).

Sólo se requiere de un tiempo de exposición de 15 minutos para estimular la germinación del esclerocio y el nivel óptimo de germinación se alcanza después de 24 horas o más con una concentración de 2,5% (v/v) de alil sulfuro, es posible obtener un 100% de germinación conforme aumenta la concentración hasta 20,0% (v/v) la germinación disminuye hasta el 47% (Somerville 2007).

Una vez que el esclerocio ha germinado, penetra en las raíces por medio de un apresorio, después crece intra e intercelularmente entre las células parenquimáticas, el tejido cortical se desintegra y luego el tejido vascular es invadido y macerado. La maceración es acompañada por la producción secuencial de enzimas que degradan la pared celular, sobretodo de

poligaracturonasas (PG) y pectin transeliminadas. También, se produce la fitotoxina ácido oxálico que actúa de forma sinérgica con las PG, quelatan el Ca^{++} y bajan el pH cerca del óptimo para la acción enzimática, provocando la pudrición suave característica; sin embargo, la relación entre las hifas y la distribución de enzimas extracelulares que degradan la pared celular no ha sido bien investigada (Stone y Armentrout 2005).

El micelio se propaga planta a planta por el contacto de las raíces infectadas con las sanas, si se encuentran a una distancia de 1 a 2 cm. Unos pocos esclerocios pueden ser formados en las raíces, sin embargo, la mayoría es formada en la base del bulbo una vez que el hongo ha logrado invadir y desarrollarse en esta parte (Crowe 2005).

De acuerdo con la temperatura y el pH óptimos para la germinación de esclerocios es 20°C con un rango óptimo de 15 a 25°C y un pH de 4 a 8, aunque pueden germinar en pH cercanos a 8. Por otro lado, la temperatura y el pH óptimos para el desarrollo de la enfermedad es de 15°C con un rango de 10 a 18°C y el pH es de 6,1 con un rango entre 5,4 y 7,8 el óptimo (Adams y Papavizas 2001).

A temperaturas mayores de 24°C las plantas permanecen saludables aún este el suelo fuertemente infectado; la enfermedad se desarrolla más rápidamente en suelos secos (40% de humedad) que en suelos húmedos (60 a 80% de humedad) (Walker 2007).

Una baja humedad del suelo es un factor de predisposición importante que favorece el desarrollo del patógeno y que la enfermedad es más severa en suelos de zonas altas y bien drenados. Suelos saturados pueden enmascarar por completo la enfermedad (Galli *et al.* 2002).

El problema se encuentra principalmente en el campo; sin embargo, en caso de que los bulbos sean infectados en las últimas etapas de su desarrollo se produce

una pudrición suave durante el almacenamiento, sobre todo si son almacenados húmedos (Romero 2003).

2.1.1.6. Epidemiología

La pudrición blanca es una enfermedad monocíclica y el patrón de diseminación es típicamente agregado. Los esclerocios representan el inóculo primario (Hartman y Datnoff 2007).

La diseminación a largas distancias se da por bulbos o almácigos contaminados; a escala local los esclerocios son diseminados por vientos fuertes, inundaciones e irrigación, además del movimiento de materiales y equipo agrícola, así como de animales y trabajadores, lo que podría resultar en una distribución generalizada en todo el terreno (Mordue 2009).

Los esclerocios pueden pasar a través de una bomba de irrigación y ser asperjados en el campo a razón de 0,2 esclerocios por litro de agua (Adams y Papavizas 2001).

El ácaro *Rhizoglyphus robustus*, puede influir en la epidemiología de la pudrición blanca, ya que se descubrió que transporta fragmentos de micelio y esclerocios a través de sus piezas bucales y excretas (Ramírez *et al.* 2002).

Estudios sobre la relación entre densidad de inóculo y enfermedad, mencionan que 5 esclerocios por gramo de suelo pueden causar una cantidad apreciable de enfermedad (Adams y Papavizas 2001).

El inóculo de *Sclerotium cepivorum* es muy eficiente, debido a que muchos esclerocios germinan y cada esclerocio puede iniciar una infección. Así, reportan una incidencia de 10 a 100% debida a densidades de inóculo de 0,001 a 0,1 esclerocios por gramo de suelo (Crowe 2005).

Se encontró una correlación significativa ($P = 0,01$; $R = 0,71$) entre la densidad de inóculo al momento de siembra y la incidencia de pudrición blanca al momento

de la cosecha, esta relación puede ser expresada por la siguiente ecuación $Y = 6,41 + 12,38X - 0,65 \times 2$, donde “Y” es el porcentaje de pudrición blanca presente en los bulbos y “X” es el número de esclerocios por 100 gramos de suelo; sin embargo el autor menciona que esta ecuación es inexacta para densidades de inóculo mayores a 9 esclerocios por 100 gramos de suelo (Adams y Papavizas 2001).

2.1.2. Control de pudrición blanca (*Sclerotium cepivorum*)

Los primeros intentos para el control de la pudrición blanca datan aproximadamente del año 1920, en primera instancia se probó con prácticas de combate cultural como rotación de cultivos y exclusión de material contaminado; pero conforme la infestación se hizo más intensa y ampliamente distribuida por todo el mundo, estas medidas fueron cada vez menos eficaces, por lo que se inició con el uso de fungicidas químicos para su control (Locke 2008).

Hasta la fecha el control de *Sclerotium cepivorum* ha sido difícil, los intentos de control empleando métodos químicos no han resultado del todo satisfactorios, al mismo tiempo de tener un elevado costo económico y ecológico (Pérez *et al.* 2000).

2.1.2.1. Control por resistencia

Se realizó ensayos para evaluar la resistencia de la cebolla ante la infección por *Sclerotium cepivorum*. En el primero evaluaron 64 cultivares tanto en el laboratorio como en el campo y en el segundo utilizaron 294 cultivares analizados en campo. En ambos experimentos la conclusión fue la misma: “Ninguno de los cultivares es inmune a la infección por pudrición blanca”, los cultivares comerciales difieren significativamente en susceptibilidad y rendimiento en presencia de niveles de inóculo altos y uniformes. Estas diferencias pueden ser debidas a las condiciones ambientales y/o variaciones en el patógeno (Utkhede y Rahe 2005).

Investigaciones concernientes a variedades resistentes han producido resultados inconsistentes, causados probablemente por no tomar en cuenta factores geográficos y climáticos durante la ejecución de los experimentos. La resistencia no ha sido descubierta, y los progenitores silvestres presentan poco potencial genético para hallarla; el control por resistencia, como alternativa de manejo para esta enfermedad, es una posibilidad remota (Coley-Smith 2000).

No hay especies de *Allium* resistentes a la infección por *Sclerotium cepivorum* y el mejoramiento ha sido limitado por la falta de fuentes de resistencia. Los síntomas pueden ser menos severos en puerros que en ajo o cebolla. Además, las diferencias entre especies parecen estar relacionadas con la producción relativa de estimulantes de la germinación a través de las raíces, por lo que recientemente se han hecho esfuerzos en seleccionar líneas que produzcan pocos estimulantes (Crowe 2005).

La posible ruta para obtener cultivares resistentes es la ingeniería genética, por medio de ella se podrían producir materiales que no exuden estimulantes de la germinación y/o cultivares que produzcan compuestos inhibitorios a la pudrición blanca (Hunger *et al.* 2002).

2.1.2.2. Control químico

Han sido varios los intentos por hallar un producto químico que brinde un adecuado control para esta enfermedad. El primer fungicida exitoso fue el cloruro de mercurio (Calomel), luego han sido usados el Dicloran (Botran), el pentacloronitrobenceno (PCNB), los bencimidazoles y dicarboximidas (Coley-Smith 2000).

Se evaluó el efecto de tres químicos; 2,6-dicloro-4-nitroanilina (DCNA), el PCNB y el Calomel, sobre la pudrición blanca de cebolla y encontró que los tres combatieron la enfermedad de forma aceptable, el primero presentó entre 80 y 92% de control, mientras que los restantes controlaron entre el 56 y 72%; el autor concluye que es posible utilizar estos productos siempre y cuando las

aplicaciones se realicen al surco de siembra, ya que la inmersión de las raíces resulta en severa fitotoxicidad (Locke 2008).

El tratamiento con Dicloran o Calomel parece ser preventivo o disminuye la infección causada por *Sclerotium cepivorum* en el cultivo de ajo (Fletcher y Knight 2001).

Se probó el Vinclozolin (Ronilan) y el Iprodione (Rovral) y concluyeron que proporcionan un control significativo cuando son aplicados como tratamiento presiembra (Utkhede y Rahe 2005).

Se ha evaluado el Iprodione, el PCNB y el formaldehído, solos y en mezcla, en relación a la densidad de esclerocios presentes en un campo de cultivo de ajo; y encontraron que los químicos no reducen la población del hongo en el suelo y que el número de esclerocios viables era igual al número de esclerocios totales. Además, se pudo determinar que en los tratamientos en los que se aplicó el formaldehído sólo, la población de esclerocios aumentó al final del ciclo del cultivo (Resende y Zambolim 2007).

Un estudio sobre tolerancia cruzada llevado a cabo, se demostró que *Sclerotium cepivorum* presenta este tipo de tolerancia a los productos Dicarboximidas, Iprodione, Mycloczolin (BCI 100F 50W) y Vinclozolin, al Dicloran y PCNB; pero no al Benomyl, Carboxin, Captan y Tiram. Esto es de particular importancia debido a que la tolerancia al Dicloran ya había sido encontrada para este tiempo. El Benomyl parece ser un buen candidato para usar en mezcla o en forma alterna con otros productos para mejorar el combate de la enfermedad (Littley y Rahe 2004).

Sin embargo, aunque se han probado gran cantidad de productos, ninguno ha dado resultados exitosos y esto, en parte, es debido a la degradación de los fungicidas en el suelo, por acción de las poblaciones heterogéneas de microorganismos presentes en él. Otro aspecto importante, es que al existir productos que son más resistentes a la degradación microbiana, su persistencia

en el suelo puede causar daños por la acumulación y contaminación que esto representa al cultivo y medio ambiente (Coley-Smith 2000).

Este es el caso del cloruro de mercurio o Calomel citado antes; ya que presenta una bioacumulación alta y es tóxico para peces y aves; se conoce del caso de muerte de personas en Japón por el consumo de peces contaminados con metilo de mercurio, que es un subproducto del Calomel (UNA-IREST 1999).

El Iprodione es efectivo en períodos cortos de cultivo (Siembra de bulbillos), en el establecimiento inicial de las plantaciones con bajas poblaciones de esclerocios y en zonas de cultivo que no favorezcan el desarrollo de la enfermedad. Además, al mencionar que la baja efectividad de algunos fungicidas se debe a la degradación microbiana; y, que el control es más limitado conforme aumentan las poblaciones de esclerocios en el suelo (Crowe 2005).

Los fungicidas frecuentemente tienen un costo elevado y proporcionan solamente control parcial de la enfermedad. Un ejemplo de lo anterior es el caso del Tebuconazol (Folicur 250 EW), este producto fue probado en México para combatir la pudrición blanca en ajo, encontraron que conforme aumentaba la densidad del inóculo, de 0 a 50 esclerocios/kg de suelo, la eficacia del producto disminuía en 42,6% y se requería de más aplicaciones para lograr el mismo porcentaje de control (Pérez *et al.* 2000).

En Costa Rica, probó con éxito el Cyproconazol (Atemi), por lo que se llevó a cabo su registro e inscripción y es en la actualidad el producto que se utiliza con mayor frecuencia, aunque no con los mejores resultados (Bornemisza 2003).

2.1.2.3. Control cultural

2.1.2.3.1. Rotación de cultivos.

Este método no puede ser usado en el manejo de la pudrición blanca debido a la extremada longevidad de los esclerocios y a que son estimulados por compuestos específicos del género *Allium* (Coley-Smith 2000).

2.1.2.3.2. Inundación.

Se ha encontrado que el decaimiento de los esclerocios en suelos saturados ocurrió solamente en altas temperaturas. Siendo un posible método para reducir los niveles de inóculo de *Sclerotium cepivorum*. Esto, por cuanto la estructura como la fisiología del esclerocio se ve afectada por períodos prolongados de saturación del suelo (Crowe y Hall 2006).

Los esclerocios eventualmente mueren bajo condiciones de prolongada saturación de humedad en el suelo, pero esto depende de la temperatura, en regiones con climas fríos aunque las inundaciones reducen el número de esclerocios no lo hacen lo suficiente como para controlar la enfermedad a nivel comercial (Crowe 2005).

2.1.2.3.3. Estimulantes de la germinación de esclerocios.

Se ha encontrado que al incorporar residuos de crucíferas al suelo se obtienen reducciones significativas de pudriciones radicales, ya que estos residuos poseen alto contenido de compuestos volátiles que contienen azufre en forma de sulfitos, isotiocianatos, mercaptanos y otros; algunos de estos compuestos son semejantes a los exudados por plantas del género *Allium* (Villar *et al.* 2000).

La col (*Brassica oleracea* L. grupo Capitata) y la brócoli (*Brassica oleracea* L. grupo Itálica) incorporadas en una proporción del 5% (P/V) en suelo infestado con *S. cepivorum* (4 esclerocios/g de suelo) redujeron significativamente el número de plantas muertas y el índice de enfermedad (Coley-Smith 2000).

La adición de residuos de mostaza (*Brassica juncea*) redujo el número de esclerocios debido a la alta concentración de isotiocianatos en esos tejidos, mientras que los residuos de nabo (*Brassica napus*) no afectaron la sobrevivencia de los propágulos (Smolinska y Dyki 2002).

En Canadá, probaron la eficacia de dos compuestos estimulantes de la germinación de esclerocios en suelo orgánico. Los compuestos (Diallyl disulfuro y di-N-propyl disulfuro), fueron diluidos en agua e inyectados a suelo naturalmente infestado tanto en el campo como en el invernadero. En ambos experimentos se obtuvo disminución de la sobrevivencia de los esclerocios, luego de uno a tres meses de exposición a las sustancias. El diallyl disulfuro fue considerablemente más efectivo bajo condiciones de moderada presión de la enfermedad que el di-N-propyl disulfuro (Hovius y McDonald 2002).

El uso de este tipo de compuestos podría acarrear serios problemas, debido a los ofensivos olores emanados por los azufres orgánicos, además de los potenciales riesgos a la salud (Papavizas y Lumsden 2006).

El aceite artificial de cebolla también ha sido utilizado con éxito para provocar la germinación de esclerocios en momentos en que no está presente el cultivo (Cook y Baker 2003).

2.1.2.4. Control físico

La alta temperatura combinada con baja humedad del suelo reduce la supervivencia y actividad de los esclerocios de *S. cepivorum*. Así, a una temperatura de 35°C es posible dañar completamente el 50% de los propágulos (DL 50) en 129,6 horas; mientras que si la temperatura aumenta a los 50°C se requieren solamente de 0,8 horas para lograr el mismo efecto. Este hongo es más sensible al calor que otros que producen esclerocios, por ejemplo *Sclerotinia minor* tiene una DL 50 de 624 horas a 35°C (Adams y Papavizas 2001).

La solarización con plástico claro debería aumentar la temperatura del suelo lo suficiente, como para reducir efectivamente la viabilidad de los esclerocios. Sin embargo, se debe tener en cuenta que la localización de los propágulos en el perfil del suelo es un factor determinante para el éxito de esta práctica de combate (Adams y Papavizas 2001).

En Australia y Egipto se han obtenido reducciones en la población de esclerocios mediante el uso de la solarización. Este método es efectivo para reducir la densidad de inóculo inicial, tanto por el efecto físico del calor sobre los esclerocios, como por el favorecimiento de la microflora parasítica a *S. cepivorum* (Coley-Smith 2000).

Un estudio realizado con esclerocios de *Sclerotium rolfsii* se encontró un incremento en la colonización de estas estructuras tanto por bacterias como por actinomicetos (Streptomicetos). El calentamiento aumentó la frecuencia de rupturas superficiales de los esclerocios, así como las concentraciones de bacterias sobre o alrededor de estas grietas y se notó una alta disminución del 43% en la incidencia de la enfermedad de pudrición blanca (Lifshitz *et al.* 2004).

En dos experimentos separados, la solarización redujo significativamente la viabilidad de esclerocios de *S. cepivorum* y además los esclerocios recuperados estaban colonizados superficialmente por especies de *Trichoderma*, *Verticillium*, *Fusarium*, *Mucor*, *Aspergillus* y cuatro especies de bacterias no identificadas (McLean y Stewart 2000).

La viabilidad de los esclerocios de *S. cepivorum* no fue afectada, ni se presentó colonización sobre los mismos, luego de que se cubriera el suelo con láminas de plástico oscuro por un período de 10 a 13 semanas (Thaning y Gerhardson 2001).

En parcelas solarizadas se redujo entre 5 y 18% el número de esclerocios de *S. cepivorum*, así como su viabilidad y la incidencia de la enfermedad (Castillo y Albarracín 2003).

2.1.2.5. Control biológico

El control biológico, en este tipo de enfermedades, está dirigido a disminuir la densidad de inóculo mediante antagonistas que destruyan los esclerocios o en algunos casos que eviten su formación. Estos antagonistas pueden ser bacterias, hongos, ácaros, nematodos y/o pequeños anélidos (Cook 2009).

Dentro de los factores que afectan la sobrevivencia de los esclerocios están los parásitos y depredadores, entre ellos ciempiés, caracoles y larvas, además de los citados antes (Coley-Smith 2000).

Existen informes que describen la capacidad antagónica tanto de bacterias como de hongos sobre *Sclerotium cepivorum* y otros hongos que forman esclerocios. Un gran número de hongos fueron encontrados colonizando esclerocios de *Sclerotinia sclerotiorum*, tanto *in vitro* como en condiciones de campo; los géneros que presentaron mayor actividad antagónica fueron *Penicillium* y *Aspergillus* (Rai y Saxena 2005).

El hongo *Teratosperma oligocladum* es un microparásito que se encuentra en forma natural en el suelo, que es capaz de invadir y destruir varias especies de hongos que forman esclerocios, entre ellos *Sclerotinia minor*. El *Sporidesmium sclerotivorum* posee capacidad antagónica para destruir los esclerocios de *Sclerotinia sclerotiorum*, *S. minor* y *Sclerotium cepivorum* (Ayers y Adams 2001).

Existe acción antagónica de *Trichoderma harzianum*, *Paecilomyces lilacinus* y *Penicillium* sp. sobre *Sclerotium cepivorum*. Los resultados mostraron alta eficiencia antagónica de los tres hongos; así, *Trichoderma harzianum* destruyó las hifas del patógeno e inhibió su crecimiento en 65,6%, mientras que *Paecilomyces lilacinus* y *Penicillium* sp. redujeron la colonia de *Sclerotium cepivorum* en 60,3% (Oliveira et al. 2002).

2.1.2.6. Control integrado

Se probó la utilización conjunta y separada de solarización, adición de materia orgánica y de extracto de cebolla en el control pudrición blanca en México. De acuerdo a los resultados obtenidos, las parcelas que recibieron las tres tácticas de forma conjunta presentaron disminución de la incidencia y aumento en la producción de cebolla (Ortiz 2005).

También se ha evaluado el Metam (Methan Sodio), el TCMTB (Busan), el Bromuro de metilo, el Tebuconazol (Folicur) y el Mycobac (*Trichoderma lignorum*) solos o en mezcla. Hallaron que el porcentaje de viabilidad de esclerocios a los 60 días después de la aplicación fue cero para los tratamientos y 85 para el testigo (Pérez *et al.* 2000).

Esta enfermedad no se puede combatir con la utilización de uno de los métodos de forma separada. Se debe trabajar con una estrategia de integración de tácticas de combate, para lograr un control satisfactorio, que involucre en primera instancia el muestreo de suelo para medir la población de esclerocios (Coley-Smith 2000).

2.1.3. El ajo (*Allium sativum*)

Tiene propiedades medicinales reconocidas como su acción bactericida, antiviral y antifúngica, así como su efecto positivo como diurético, expectorante y prevención de hemorroides (Artigas 2003).

2.1.3.1. Origen y descripción botánica

Se cree que el ajo se originó en las regiones montañosas de Asia Central, siendo *Allium longicuspis* la especie silvestre más próxima y que aún crece en esa zona. La clasificación taxonómica del género *Allium* y otros géneros relacionados ha sido controversial, diferentes autores lo incluían tanto dentro de la familia Liliaceae como de la Amaryllidaceae; sin embargo, gracias a datos moleculares se ha adoptado la siguiente clasificación taxonómica para el ajo (Brewster 2002).

Clase: Liliopsida

Superorden: Liliidae

Orden: Amaryllidales

Familia: Alliaceae

Tribu: Allieae

Género: *Allium*

Especie: sativum

Nombre científico: *Allium sativum*

2.1.3.2. Distribución mundial

Las especies de ajo se encuentran ampliamente distribuidas en zonas templadas y boreales del hemisferio norte, y en zonas tropicales están confinadas a las regiones montañosas. La región que presenta la mayor diversidad de especies abarca desde el Mediterráneo hasta Asia Central y Pakistán, siendo Norteamérica un segundo centro de diversidad de las especies *Allium* (Rabinowitch y Currah 2002).

2.1.3.3. Variabilidad genética y citogenética del ajo (*Allium sativum*)

El cultivo del ajo se constituye por clones adaptados a una amplia variedad de regiones climáticas. Sin embargo, su mejoramiento se ve limitado por el mantenimiento y multiplicación de genotipos sobresalientes por medios vegetativos. La floración no ocurre en algunos clones de ajo, ya que la secuencia del desarrollo se rompe en varias etapas durante o después de la meiosis y las flores caen; no obstante, se forman bulbillos en lugar de las flores y éstos sirven como propágulos vegetativos (Brewster 2002).

Clones colectados en Asia Central Soviética son fértiles y producen algunos miles de semillas. Una característica del ajo es su alto nivel de variabilidad cariotípica y las diferencias entre los clones pueden ser desde la longitud de los cromosomas, el radio de los brazos, hasta la posición del nucléolo (Rabinowitch y Brewster 2000).

2.1.3.4. Morfología

El ajo es una planta cuyas raíces son blancas, fasciculadas, numerosas y con escasas ramificaciones. El tallo o “disco” lo constituye una masa cónica que en la madurez forma un callo muy duro (García y Ramón 2008).

Las yemas vegetativas axilares de las hojas se hipertrofian durante la fase de bulbificación formando los “dientes” del ajo por acumulación de sustancias nutritivas, que se encuentran rodeadas de túnicas (coloreadas o no), restos de vainas foliares, dos hojas con vainas abortadas, siendo la más externa rígida y seca (García y Ramón 2008).

La yema terminal del disco, dependiendo la variedad, puede generar escapo o tallo floral carnosos en cuyo ápice se localiza la inflorescencia en forma de umbela. Algunas variedades no logran emitir escapo floral, aunque sí una hoja hueca final (García y Ramón 2008).

Las hojas son planas y algo acanaladas, característica que diferencia al ajo de la cebolla, la cual tiene hojas cilíndricas y huecas en su interior. Morfológicamente, pueden ser de 3 cm de ancho, terminan en punta y se distribuyen de forma alterna. La inserción de las hojas basales se modifica para formar las túnicas, con coloración diversa, de protección de los dientes del bulbo. El conjunto del disco, dientes y túnicas constituyen lo que se denomina “bulbo” (García y Ramón 2008).

Las flores, poco numerosas, dispuestas en umbela están compuestas por seis pétalos (rosados en muchos casos), seis estambres y un ovario coronado por un estilo filiforme y estigma; los órganos sexuales se proyectan fuera del perianto; el pedicelo es largo. La umbela está recubierta por una espata compuesta por brácteas, que puede alcanzar entre 7 y 10 cm. El fruto, cuando se forma, es una cápsula con 1 ó 2 semillas por lóculo en número de tres (García y Ramón 2008).

2.1.4. Cultivo del ajo

2.1.4.1. Exigencias de clima y suelo

No es una planta muy exigente en clima, aunque adquiere un sabor más picante en climas fríos. Prefiere los suelos arenosos-arcillosos-calcáreos, fértiles, permeables y trabajados profundamente con mucha anticipación a la siembra.

En suelos húmedos o abonados con estiércol fresco, los bulbos se pudren (Artigas 2003).

2.1.4.2. Multiplicación

La multiplicación del cultivo de ajo, puede realizarse de dos formas: mediante semillas o a partir de bulbillos. El primer método apenas se aplica, ya que la retrasa la obtención de ajos maduros y útiles para el consumo hasta dos años, sin embargo con la plantación de bulbillos se obtiene ajos con mayor precocidad y de gran homogeneidad durante todo el ciclo de cultivo; los bulbillos plantados emergen del suelo alrededor de los 19 a 22 días según el tipo de suelo y clima (Artigas 2003).

2.1.4.3. Elección del material vegetal

La casi exclusiva multiplicación por bulbillos confiere al ajo una gran estabilidad de caracteres, lo cual explica el número limitado de variedades botánicas cultivadas, siendo la Blanca o común la que prevalece en todos los países. El ajo blanco es tardío, rústico, de buena productividad y excelente sabor (Artigas 2003).

2.1.4.4. Labores culturales

2.1.4.4.1. Preparación del terreno.

Las labores deben comenzar unos seis meses antes de la plantación y consistirán en una labor de arado profunda (30-35 cm) seguida de 2 ó 3 rastreadas cruzadas. Con esta primera labor se enterrarán los abonos orgánicos (Abcagro 2013).

2.1.4.4.2. Plantación de bulbillos.

Se suele realizar en octubre o noviembre, aunque a veces se realizan plantaciones tardías a finales de diciembre y principio de enero. Se lleva a cabo en platabandas o en caballones (Abcagro 2013).

Platabandas. Este método es apropiado para grandes cultivos y para aquellas zonas donde existan dificultades para practicar riegos (zonas de secano). Se realizan con una anchura de 2-3 m y una separación de 0,7-1 m. La plantación se lleva a cabo en hoyos abiertos, dejando 30 cm entre líneas y 20-25 cm entre plantas de una misma línea (Abcagro 2013).

Caballones. Es el sistema más empleado y el más adecuado para cultivar ajos en lugares con problemas de suministro de agua. Los camellones pueden construirse con arados de vertedera alta o con azadones. El ancho de los surcos será de 50 cm y los bulbillos se plantarán a 20 cm entre sí y a 20-25 cm entre líneas. La profundidad a la que se planten dependerá del tamaño del bulbo, aunque suele ser de 2-3 cm ó 4 a lo sumo (Abcagro 2013).

2.1.4.4.3. Escardas.

Es de suma importancia mantener el cultivo limpio de malas hierbas, mediante las escardas oportunas (Artigas 2003).

2.1.4.5. Abonado

Como término medio, para obtener 1 kg por planta; las necesidades de nitrógeno, ácido fosfórico y potasa son de 2,33%, 1,42% y 2,50%, respectivamente, aunque teniendo en cuenta la fertilidad del suelo pueden disminuirse las proporciones anotadas. Los abonos orgánicos maduros deben ser incorporados uniformemente en el terreno algún tiempo antes de la siembra. Los nitrogenados nítricos se distribuyen en 1-2 veces durante el ciclo vegetativo. El abono fosfórico favorece la conservabilidad del producto (Artigas 2003).

2.1.4.6. Riegos

El riego no es necesario y en la mayoría de los casos puede considerarse perjudicial, salvo en inviernos y primaveras secas (García y Ramón 2008).

2.1.4.7. Cosecha

En las plantaciones de otoño son necesarios 8 meses para llegar a la cosecha y 4 meses o 4 meses y medio en las plantaciones de primavera. El momento justo para la cosecha corresponde a la completa desecación de las hojas, realizando el arranque de las cabezas con buen tiempo. En terrenos sueltos los bulbos se desenterrarán tirando de las hojas, mientras que en terrenos compactos es conveniente usar palas de punta o legones. Las plantas arrancadas se dejarán en el terreno durante 4-5 días (siempre que el clima lo permita) y posteriormente se trasladan en carretillas a los almacenes de clasificación y enriestrado. A medida que se vayan recogiendo los bulbos se deberán limpiar de la tierra que tengan adherida (García y Ramón 2008).

2.1.4.8. Enriestrado

Una vez secos y limpios de tierra, se arrancan las hojas más exteriores, y con auxilio de las hojas restantes se trenzan las cabezas en cadena para facilitar su suspensión en un local seco y ventilado, donde acabarán por perder la humedad que aún pudieran alojar (Abcagro 2013).

2.1.4.9. Obtención de bulbillos para la propagación

Después de la recolección y durante el período de selección, se irán apartando los bulbos mejor conformados, sanos y aquéllos que respondan totalmente a las características de la variedad cultivada. A continuación se enristrarán y las ristras se colocarán bajo techo, en lugar bien seco y ventilado. Para plantar una hectárea se necesitan alrededor de 700 kg de bulbillos (Abcagro 2013).

2.1.4.10. Principales plagas y enfermedades del ajo

2.1.4.10.1. Plagas.

Las principales plagas que atacan al cultivo del ajo tenemos: (Artigas 2003).

- Mosca de la cebolla (*Phorbia antiqua* Meig)
- Tiña del ajo y de la cebolla (*Lita alliela*)
- Polilla (*Laspeyresia nigricana* Steph)
- Gorgojo del ajo (*Brachycerus algirus*)
- Nematodos (*Meloidogyne* sp.)

2.1.4.10.2. Enfermedades.

Entre las principales enfermedades tenemos: (Artigas 2003).

- Podredumbre blanca interior "Boixat" (*Sclerotium cepivorum*)
- Mildiu (*Phytophthora infestans*)
- Roya (*Puccinia allii* y *P. porri*)
- *Peronospora schaleideni*
- *Peronospora herbarum*
- Botrytis o moho gris (*Botrytis cinerea*)

2.1.5. Fungicidas

Los fungicidas son sustancias tóxicas que se emplean para impedir el crecimiento o eliminar hongos y mohos perjudiciales para los animales y plantas. Todo fungicida, por más eficaz que sea, si se utiliza en exceso puede causar daños fisiológicos a la planta (Allevato 2007).

Como todo producto químico, debe ser utilizado con precaución para evitar cualquier daño a la salud humana, a los animales y al medio ambiente. Se aplican mediante rociado, pulverizado, por revestimiento, o por fumigación de locales. Para tratamientos de otros materiales como madera, papel, cuero, se aplican mediante impregnación o tinción. Otra forma de administrarse, es a modo

de medicamentos (ingeridos o aplicados), en tratamiento de enfermedades humanas o animales (Grijalva 2006).

La mayoría de los fungicidas de uso agrícola se fumigan o espolvorean sobre las semillas, hojas o frutas para impedir la propagación de la roya, el tizón, los mohos, o el mildiu (enfermedades de las plantas). Existen tres enfermedades graves causadas por hongos que hoy pueden ser combatidas por medio de fungicidas, son la roya del trigo, el tizón del maíz y la enfermedad de la patata, que causó la hambruna de la década de 1840 en Irlanda (Rodríguez 2006).

2.1.5.1. Tipos de fungicidas según su modo de acción

Fungicidas protectores: también llamados de contacto, se aplican antes de que lleguen las esporas de los hongos. Actúan solamente en la superficie donde el fungicida fue depositado evitando que los esporangios germinen y penetren las células (Hernández y Fernández 2005).

Fungicidas erradicadores: también llamados sistémicos o sistemáticos, se aplican para el tratamiento de la planta ya enferma por hongos. Son absorbidos a través del follaje o de las raíces y se movilizan por toda la planta. Otros productos sistémicos, conocidos como fungicidas translaminares tienen la capacidad de moverse del lado superior de la hoja al inferior, pero no de hoja a hoja. Estos fungicidas afectan varias etapas de la vida del hongo (Allevato 2007).

2.1.5.2. Vitavax 300

Es un fungicida sistémico que controla y previene el desarrollo de enfermedades que atacan las semillas y plántulas; estimula su crecimiento y vigor aumentando los rendimientos de las cosechas. Es efectivo contra enfermedades que causan la pudrición de las semillas y muerte de las plántulas: *Rizoctonia* sp.; *Phytium* sp.; *Sclerotium* sp. y *Sclerotinia* sp. (Vademécum agrícola 2011)

Nombre común: Carboxin + Captan

Dosis: 5-8 g.L⁻¹ de agua.

Toxicidad: Categoría toxicológica IV.

Casa importadora: Ecuaquimica (Vademécum agrícola 2011).

2.1.5.3. Benomyl

Fungicida de acción sistémica, erradicante y protectante. Para tratamiento fitopatológico micótico, desinfección de semillas, esquejes, frutas y flores en postcosecha (Vademécum agrícola 2011).

Nombre común: Benomyl

Dosis: 0,3-0,7 g.L⁻¹ de agua.

Toxicidad: Categoría toxicológica III.

Casa importadora: Biochen (Vademécum agrícola 2011).

2.1.5.4. Captan 80%

Fungicida protectante utilizado para combatir diversas enfermedades causada por hongos habitantes del suelo, los cuales son responsables del llamado mal del almácigo o *Damping off*. Por esta razón, Captan 80% es particularmente recomendado para el tratamiento de semilleros, camas de cultivos y en la protección de semillas (Vademécum agrícola 2011).

Nombre común: Captan

Dosis: 1,5 g.L⁻¹ de agua.

Toxicidad: Categoría toxicológica I.

Casa importadora: Agripac (Vademécum agrícola 2011).

CAPÍTULO III

METODOLOGÍA DE LA INVESTIGACIÓN

3.1. Materiales y métodos

3.1.1. Localización y duración del experimento

Esta investigación se realizó en el cantón Ambato, provincia de Tungurahua, parroquia Santa Rosa, comunidad Angahuana Bajo, propiedad del Sr. Nelson Javier Capuz Bravo. Está ubicada en las coordenadas de GPS, Latitud Sur de $1^{\circ}19'59''$ y Longitud Oeste de $78^{\circ}41'37''$, Hemisferio Sur; (WGS84 UTM 9852518 Norte y 756652 Este).

El desarrollo de esta investigación tuvo una duración de 70 días.

3.2. Condiciones meteorológicas

Las condiciones meteorológicas del lugar donde se realizó la investigación se puede ver en el cuadro 1.

CUADRO 1. Condiciones meteorológicas de la zona en control de pudrición blanca (*Sclerotium cepivorum*) en bulbillos de ajo (*Allium sativum*) variedad colorado para reproducción de plantas.

Parámetros	Promedio anual
Altitud (m.s.n.m.)	3.361
Temperatura (°C)	15
Humedad relativa (%)	60
Heliofanía (horas luz)	1.760
Precipitación (mm)	870

Fuente: (INAMHI 2012).

3.3. Materiales y equipos

Los materiales y equipos utilizados en esta investigación fueron:

CUADRO 2. Materiales y equipos en control de pudrición blanca (*Sclerotium cepivorum*) en bulbillos de ajo (*Allium sativum*) variedad colorado para reproducción de plantas.

Descripción	Cantidad
Materiales:	
Agua (m ³)	2
Balde plástico	1
Balanza digital	1
Benomyl (g)	10

Bulbillos de ajo variedad colorado	400
Captan 80% (g)	10
Equipo de protección	1
Etiquetas de identificación	4
Flexómetro	1
Guantes de caucho	1
Herramientas agrícolas (Kit)	1
Letreros de identificación	25
Litrero plástico	1
Lupa	1
Recipientes plásticos	4
Útiles de oficina	1
Vitavax 300 (g)	10
Equipos:	
Cámara fotográfica	1
Computador	1

3.4. Factores en estudio

3.4.1. Producto

En esta investigación se estudió tres fungicidas.

CUADRO 3. Producto en control de pudrición blanca (*Sclerotium cepivorum*) en bulbillos de ajo (*Allium sativum*) variedad colorado para reproducción de plantas.

Simbología	Fungicida
P ₁	Vitavax 300
P ₂	Benomyl
P ₃	Captan 80%

3.4.2. Dosis

Las dosis utilizadas en esta investigación fueron:

CUADRO 4. Dosis en control de pudrición blanca (*Sclerotium cepivorum*) en bulbillos de ajo (*Allium sativum*) variedad colorado para reproducción de plantas.

Producto	Simbología	Dosis
Vitavax 300	F ₁	7 g.L ⁻¹ de agua
Benomyl	F ₂	0,5 g.L ⁻¹ de agua
Captan 80%	F ₃	1,5 g.L ⁻¹ de agua
Sin fungicida	F ₀	0

3.5. Tratamientos

De la interacción de los factores en estudio se obtuvo los siguientes tratamientos:

CUADRO 5. Tratamientos en control de pudrición blanca (*Sclerotium cepivorum*) en bulbillos de ajo (*Allium sativum*) variedad colorado para reproducción de plantas.

Tratamiento	Simbología	Descripción
T ₁	P ₁ F ₁	7 g.L ⁻¹ de agua de Vitavax 300
T ₂	P ₁ F ₂	0,5 g.L ⁻¹ de agua de Benomyl
T ₃	P ₁ F ₃	1,5 g.L ⁻¹ de agua de Captan 80%
T ₄	P ₀ F ₀	Testigo

3.6. Diseño experimental

El diseño experimental utilizado fue un D.B.C.A. (Diseño de Bloques Completos al Azar) con 4 tratamientos y 5 repeticiones.

CUADRO 6. Análisis de varianza en control de pudrición blanca (*Sclerotium cepivorum*) en bulbillos de ajo (*Allium sativum*) variedad colorado para reproducción de plantas.

Fuente variación		Grados de libertad
Tratamientos	t-1	3
Repetición	r-1	4
Error	(t-1)(r-1)	12
Total	t.r-1	19

3.7. Unidad experimental

Se utilizó por cada unidad experimental 20 bulbillos de ajo (*Allium sativum*) variedad colorado.

CUADRO 7. Esquema de las unidades experimentales en control de pudrición blanca (*Sclerotium cepivorum*) en bulbillos de ajo (*Allium sativum*) variedad colorado para reproducción de plantas.

Tratamientos	Unidad experimental bulbillos	Repetición	Total de bulbillos
T ₁	20	5	100
T ₂	20	5	100
T ₃	20	5	100
T ₄	20	5	100
Total			400

3.8. Delineamiento experimental

El delineamiento experimental de la investigación fue:

CUADRO 8. Delineamiento experimental en control de pudrición blanca (*Sclerotium cepivorum*) en bulbillos de ajo (*Allium sativum*) variedad colorado para reproducción de plantas.

Parámetro	Cantidad
Número de tratamientos	4
Número de repeticiones	5
Número de unidades experimentales	20
Largo de la unidad experimental (m)	1,80
Ancho de la unidad experimental (m)	1,50
Área de la unidad experimental (m ²)	2,70
Área útil de la unidad experimental (m ²)	2,70
Distancia entre bloques (m)	0,50
Distancia entre tratamientos (m)	0,50
Área útil total (m ²)	54
Área total del ensayo (m ²)	123,50

3.9. Análisis estadístico

Para el análisis estadístico se empleó el procedimiento ADEVA para el análisis de varianza; y, Prueba de Tukey (0,05) para comparación de medias.

3.10. Variables evaluadas

3.10.1. Porcentaje de control de pudrición blanca en los bulbillos (%)

A los 40 días del tape se contó el número de bulbillos brotados en cada unidad experimental; a los cuales se les consideró como bulbillos controlados de la enfermedad, se realizó una regla de tres simple; y, el resultado fue expresado en porcentaje.

3.10.2. Días a emergencia de la tierra

Durante los 40 días después del tape, se registró el día en que el brote del bulbillo alcanzó una longitud de 2 cm del ras de la tierra, dicho día fue considerado como la variable estudiada; y, de los valores obtenidos en cada unidad experimental se obtuvo la media aritmética y se expresó en días a emergencia de la tierra.

3.10.3. Altura de las plantas (cm)

A los 40 días después del tape, con la ayuda de un flexómetro se midió la altura de las plantas en cada unidad experimental; se obtuvo la media aritmética de los resultados y se expresó en centímetros.

3.10.4. Pérdida de bulbillos (%)

Cumplido los 40 días desde el tape, se cuantificó el número de bulbillos que no brotaron en cada unidad experimental, se realizó una regla de tres simple; y, el resultado fue expresado en porcentaje.

3.10.5. Porcentaje de bulbillos con pudrición blanca (%)

A los 40 días después del tape, se extrajeron de la tierra los bulbillos que no brotaron; y con la ayuda de una lupa se identificó los que tenían presencia de la enfermedad pudrición blanca (*Sclerotium cepivorum*), se realizó una regla de tres simple; y, el resultado fue expresado en porcentaje.

3.11. Manejo del experimento

El manejo del experimento en esta investigación se lo realizó de la siguiente manera:

3.11.1. Preparación del terreno

El terreno para la investigación fue nivelado, trazado y orientado de acuerdo a las necesidades requeridas para la ubicación de los tratamientos y repeticiones.

3.11.2. Selección de los bulbillos

Se seleccionó 400 bulbillos de ajo (*Allium sativum*) variedad colorado, los cuales poseían homogeneidad en peso y tamaño.

3.11.3. Aplicación de los tratamientos

En 4 recipientes plásticos se vertió 1 L de agua a cada uno, posteriormente en una balanza digital se pesó y se añadió a cada recipiente plástico debidamente identificado la cantidad de fungicida correspondiente para los tratamientos T₁ (7 g.L⁻¹ de agua de Vitavax 300), T₂ (0,5 g.L⁻¹ de agua de Benomyl), T₃ (1,5 g.L⁻¹ de agua de Captan 80%); y al T₄ (Testigo) solo se utilizó agua. A continuación se sumergió 100 bulbillos de ajo (*Allium sativum*) variedad colorado por el lapso de 5 minutos en cada recipiente plástico con la dilución de los fungicidas correspondientes a los 3 tratamientos y el testigo.

3.11.4. Tape de los bulbillos

Se tapó 20 bulbillos de ajo (*Allium sativum*) variedad colorado a 4 cm de profundidad en cada unidad experimental, en distancias de 0,30 x 0,30 m entre plantas e hileras; y, dejando una distancia de 0,30 m del borde de la parcela.

3.11.5. Riego

El riego se lo realizó a capacidad de campo, utilizando una regadera con 5 L de agua por cada unidad experimental y con intervalos de 2 días; esto dependió de las condiciones ambientales y meteorológicas durante la investigación.

3.11.6. Deshierbas

Las deshierbas se realizó de forma manual, 2 veces en cada unidad experimental durante la investigación y con intervalos de 20 días.

3.12. Análisis económico

3.12.1. Costo de producción

Se realizó un análisis económico de costo de producción de los tratamientos, estimado a 1.000 bulbillos de ajo (*Allium sativum*) variedad colorado, mediante la siguiente fórmula:

$$\text{CP} = \frac{\text{CTA}}{\text{NBB}}, \text{ donde:}$$

CP: Costo de producción

CTA: Costo total de aplicación

NBB: Número de bulbillos brotados

CAPÍTULO IV

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1. Resultados y discusión

4.1.1. Porcentaje de control de pudrición blanca en los bulbillos (%)

Una vez realizado el ADEVA de la variable porcentaje de control de pudrición blanca en los bulbillos (%), registra diferencia estadística altamente significativa entre tratamientos, obteniendo una probabilidad de 0,0000^{**}; y, no presentó diferencia estadística para las repeticiones con una probabilidad de 0,7854 (Anexo 2).

En la comparación de medias de la variable porcentaje de control de pudrición blanca en los bulbillos (%), por Tukey (0,05) entre tratamientos (Cuadro 9), presenta una primera categoría con valores que oscilan desde 82,00 hasta 88,00% para los tratamientos: T₁ (7 g.L⁻¹ de agua de Vitavax 300), T₂ (0,5 g.L⁻¹ de agua de Benomyl) y T₃ (1,5 g.L⁻¹ de agua de Captan 80%); y, una segunda categoría para el tratamiento T₄ (Testigo) con un valor de 61,00% de control de pudrición blanca en los bulbillos.

Los tratamientos aplicados fungicidas como el Vitavax 300, Benomyl y Captan 80% (Cuadro 9), controlan en más del 82% la pudrición blanca (*Sclerotium cepivorum*) en bulbillos de ajo (*Allium sativum*) variedad colorado; esto se debe a que estos fungicidas aplicados, no presentan tolerancia del hongo causal *Sclerotium cepivorum*, lo que se ve reflejado en los resultados alcanzados, que concuerdan con (Littley y Rahe 2004), quienes manifiestan en un estudio sobre tolerancia, el *Sclerotium cepivorum* presenta este tipo de tolerancia a los productos Dicarboximidaz, Iprodione, Myclobutinil (BCI 100F 50W) y Vinclozolin, al Dicloran y PCNB; pero no al Benomyl, Carboxin, Captan y Tiram.

También se deduce que la pudrición blanca (*Sclerotium cepivorum*), es más difícil de controlar en suelos contaminados con un mayor porcentaje de infestación de esclerocios; es por tal razón que los fungicidas aplicados en esta investigación alcanzaron un porcentaje alto de control, debido a que la parcela donde se realizó la investigación fue el primer cultivo de ajo. Resultados que confirman lo citado por (Crowe 2005), quien manifiesta que el control de pudrición blanca (*Sclerotium cepivorum*), es más limitado conforme aumentan las poblaciones de esclerocios en el suelo.

CUADRO 9. Porcentaje de control de pudrición blanca en los bulbillos (%) en control de pudrición blanca (*Sclerotium cepivorum*) en bulbillos de ajo (*Allium sativum*) variedad colorado para reproducción de plantas.

Tratamiento		Porcentaje de control de pudrición blanca en los bulbillos (%)
T ₁	7 g.L ⁻¹ de agua de Vitavax 300	88,00 a
T ₂	0,5 g.L ⁻¹ de agua de Benomyl	82,00 a
T ₃	1,5 g.L ⁻¹ de agua de Captan 80%	87,00 a
T ₄	Testigo	61,00 b
Coeficiente de variación		4,30%

Medias con la misma letra no presentan diferencias significativas (Tukey $p=0,05$).

4.1.2. Días a emergencia de la tierra

Realizado el ADEVA de la variable días a emergencia de la tierra, no presenta diferencia estadística entre tratamientos que obtuvo una probabilidad de 0,9401; y, no presentó diferencia estadística para las repeticiones con una probabilidad de 0,2818 (Anexo 3).

El (Cuadro 10) demuestra en la comparación de medias de la variable días a emergencia de la tierra, por Tukey (0,05) entre tratamientos, una sola categoría con valores que varían desde 21,00 hasta 21,20 días a emergencia de la tierra para todos los tratamientos.

Al tener una homogeneidad en días a emergencia de la tierra en todos los tratamientos, se expresa la genética y fisiología del ajo (*Allium sativum*) variedad colorado manifestada por (Artigas 2003), quien expresa que los bulbillos de ajo plantados, emergen del suelo alrededor de los 19 a 22 días según el tipo de suelo y clima.

Otro factor importante para que se haya alcanzado en todos los tratamientos una igualdad en días a emergencia de la tierra; es por una minuciosa selección del tamaño y tapado de los bulbillos que se realizó a 4 cm de profundidad en todas las unidades experimentales de la investigación, lo que conllevó a una uniformidad de emergencia de la tierra; razón por la cual se concuerda con (Abcagro 2013), quien expresa que, la profundidad a la que se planten dependerá del tamaño del bulbo, aunque suele ser de 2-3 cm ó 4 a lo sumo.

CUADRO 10. Días a emergencia de la tierra en control de pudrición blanca (*Sclerotium cepivorum*) en bulbillos de ajo (*Allium sativum*) variedad colorado para reproducción de plantas.

Tratamiento		Días a emergencia de la tierra
T ₁	7 g.L ⁻¹ de agua de Vitavax 300	21,00 a
T ₂	0,5 g.L ⁻¹ de agua de Benomyl	21,20 a
T ₃	1,5 g.L ⁻¹ de agua de Captan 80%	21,00 a
T ₄	Testigo	21,00 a
Coeficiente de variación		2,94%

Medias con la misma letra no presentan diferencias significativas (Tukey $p=0,05$).

4.1.3. Altura de las plantas (cm)

Una vez realizado el ADEVA de la variable altura de las plantas (cm), no registra diferencia estadística entre tratamientos, obteniendo una probabilidad de 0,9613; de igual manera no presentó diferencia estadística para las repeticiones con una probabilidad de 0,5803 (Anexo 4).

En la comparación de medias de la variable altura de las plantas (cm), por Tukey (0,05) entre tratamientos (Cuadro 11), presenta una sola categoría con valores que oscilan desde 19,05 hasta 19,54 cm de altura de las plantas para todos los tratamientos.

Se ultima que la uniformidad que se logra en la altura de las plantas en todos los tratamientos, es principalmente por la estandarización del material vegetativo, la fertilidad del suelo y el manejo de la investigación en lo referente al riego y labores culturales; dando como resultado una analogía del crecimiento vegetativo de las plantas, coincidiendo lo estipulado por (Artigas 2003), quien cita que con la plantación de bulbillos se obtiene ajos con mayor precocidad y de gran homogeneidad durante todo el ciclo de cultivo.

CUADRO 11. Altura de las plantas (cm) en control de pudrición blanca (*Sclerotium cepivorum*) en bulbillos de ajo (*Allium sativum*) variedad colorado para reproducción de plantas.

Tratamiento		Altura de las plantas (cm)
T ₁	7 g.L ⁻¹ de agua de Vitavax 300	19,31 a
T ₂	0,5 g.L ⁻¹ de agua de Benomyl	19,05 a
T ₃	1,5 g.L ⁻¹ de agua de Captan 80%	19,43 a
T ₄	Testigo	19,54 a
Coeficiente de variación		7,83%

Medias con la misma letra no presentan diferencias significativas (Tukey $p=0,05$).

4.1.4. Pérdida de bulbillos (%)

Realizado el ADEVA de la variable pérdida de bulbillos (%), presenta diferencia estadística altamente significativa entre tratamientos que obtuvo una probabilidad de 0,0000**; y, no presentó diferencia estadística para las repeticiones con una probabilidad de 0,7854 (Anexo 5).

El (Cuadro 12) demuestra en la separación de medias de la variable pérdida de bulbillos (%), por Tukey (0,05) entre tratamientos, una primera categoría con un valor de 39,00% para el tratamiento T₄ (Testigo); y, una segunda categoría con valores que oscilan desde 12,00 hasta 18,00% de pérdida de bulbillos para los tratamientos: T₁ (7 g.L⁻¹ de agua de Vitavax 300), T₂ (0,5 g.L⁻¹ de agua de Benomyl) y T₃ (1,5 g.L⁻¹ de agua de Captan 80%).

Se desprende un alto porcentaje del 39% de pérdida de bulbillos en el tratamiento T₄ (Testigo), en diferencia a los tratamientos aplicados Vitavax 300, Benomyl y Captan 80%, éste resultado es la consecuencia del desarrollo de la pudrición blanca (*Sclerotium cepivorum*) en los bulbillos de ajo (*Allium sativum*) variedad colorado durante la etapa de brotación, en la que los esclerocios de esta enfermedad mediante los propágulos e inóculo han atacado al tejido del bulbo provocando su muerte; lo que concuerda con (McLean y Stewart 2000), quienes manifiestan que cuando hay alta densidad de inóculo las plantas pueden morir de forma repentina en grandes áreas del campo, si la infestación es baja pueden morir en grupos de 2 a 40%, siendo las plantas centrales del parche las primeras en morir. También se confirma lo citado por (Crowe 2005), quien expresa que esta enfermedad puede afectar plantas en cualquier estado de desarrollo y se incrementa conforme se desarrolla el sistema radical.

CUADRO 12. Pérdida de bulbillos (%) en control de pudrición blanca (*Sclerotium cepivorum*) en bulbillos de ajo (*Allium sativum*) variedad colorado para reproducción de plantas.

Tratamiento		Pérdida de bulbillos (%)
T ₁	7 g.L ⁻¹ de agua de Vitavax 300	12,00 b
T ₂	0,5 g.L ⁻¹ de agua de Benomyl	18,00 b
T ₃	1,5 g.L ⁻¹ de agua de Captan 80%	13,00 b
T ₄	Testigo	39,00 a
Coeficiente de variación		16,66%

Medias con la misma letra no presentan diferencias significativas (Tukey $p=0,05$).

4.1.5. Porcentaje de bulbillos con pudrición blanca (%)

Una vez realizado el ADEVA de la variable porcentaje de bulbillos con pudrición blanca (%), registra diferencia estadística altamente significativa entre tratamientos, obteniendo una probabilidad de 0,0000**; y, no presentó diferencia estadística para las repeticiones con una probabilidad de 0,6991 (Anexo 6).

En la comparación de medias de la variable porcentaje de bulbillos con pudrición blanca (%), por Tukey (0,05) entre tratamientos (Cuadro 13), expresa una primera categoría con un valor de 34,00% para el tratamiento T₄ (Testigo); una segunda categoría con un valor de 11,00% para el tratamiento T₂ (0,5 g.L⁻¹ de agua de Benomyl); una tercera categoría intermedia con un valor de 9,00% para el tratamiento T₃ (1,5 g.L⁻¹ de agua de Captan 80%); y, una cuarta categoría con un valor de 6,00% de bulbillos con pudrición blanca para el tratamiento T₁ (7 g.L⁻¹ de agua de Vitavax 300).

El menor porcentaje de bulbillos con pudrición blanca (*Sclerotium cepivorum*) en bulbillos de ajo (*Allium sativum*) variedad colorado (Cuadro 13), se obtuvo con el tratamiento T₁ (7 g.L⁻¹ de agua de Vitavax 300) en relación a los otros tratamientos, este resultado es debido a la acción fúngica del ingrediente activo Carboxin + Captan que mata al hongo causal de la pudrición blanca (*Sclerotium cepivorum*) sin permitir que los esclerocios de la enfermedad germinen y ataquen a los tejidos del bulbillito de ajo, los mismos que vistos a través de una lupa presentan propágulos e inóculos en forma de un moho blanco con pudrición del bulbillito, sintomatología que concuerda con (Stone y Armentrout 2005), quienes enuncian que una vez que el esclerocio de *Sclerotium cepivorum* ha germinado,

penetra en las raíces por medio de un apresorio, después crece intra e intercelularmente entre las células parenquimáticas, el tejido cortical se desintegra y luego el tejido vascular es invadido y macerado. La maceración es acompañada por la producción secuencial de enzimas que degradan la pared celular, sobretodo de poligaracturonasas (PG) y pectin transeliminases. También, se produce la fitotoxina ácido oxálico que actúa de forma sinérgica con las PG, quelatan el Ca^{++} y bajan el pH cerca del óptimo para la acción enzimática, provocando la pudrición suave característica; sin embargo, la relación entre las hifas y la distribución de enzimas extracelulares que degradan la pared celular no ha sido bien investigada.

Por los resultados alcanzados en esta investigación, se acepta la hipótesis planteada “Aplicando el tratamiento T₁ (7 g.L⁻¹ de agua de Vitavax 300), se obtendrá un menor porcentaje de mortalidad de bulbillos de ajo variedad colorado por ataque de pudrición blanca (*Sclerotium cepivorum*)”.

CUADRO 13. Porcentaje de bulbillos con pudrición blanca (%) en control de pudrición blanca (*Sclerotium cepivorum*) en bulbillos de ajo (*Allium sativum*) variedad colorado para reproducción de plantas.

Tratamiento		Porcentaje de bulbillos con pudrición blanca (%)
T ₁	7 g.L ⁻¹ de agua de Vitavax 300	6,00 c
T ₂	0,5 g.L ⁻¹ de agua de Benomyl	11,00 b
T ₃	1,5 g.L ⁻¹ de agua de Captan 80%	9,00 bc
T ₄	Testigo	34,00 a
Coeficiente de variación		15,81%

Medias con la misma letra no presentan diferencias significativas (Tukey $p=0,05$).

4.1.6. Análisis económico

El costo de producción/planta en el análisis económico (Cuadro 14), da como resultado que los tratamientos de menor costo de producción/planta con un valor de USD 0,03 son los tratamientos: T₁ (7 g.L⁻¹ de agua de Vitavax 300), T₂ (0,5

g.L⁻¹ de agua de Benomyl) y T₃ (1,5 g.L⁻¹ de agua de Captan 80%); y, en segundo lugar tenemos con un mayor costo de producción/planta de U\$D 0,04 el tratamiento T₄ (Testigo).

CUADRO 14. Análisis económico en control de pudrición blanca (*Sclerotium cepivorum*) en bulbillos de ajo (*Allium sativum*) variedad colorado para reproducción de plantas.

Concepto	Tratamiento			
	T ₁	T ₂	T ₃	T ₄
Agua de riego	2,00	2,00	2,00	2,00
Benomyl	0,00	0,10	0,00	0,00
Bulbillos de ajo (1.000)	15,00	15,00	15,00	15,00
Captan 80%	0,00	0,00	0,24	0,00
Mano de obra	10,00	10,00	10,00	10,00
Recipiente plástico	0,01	0,01	0,01	0,01
Vitavax 300	2,21	0,00	0,00	0,00
Costo total de aplicación (U\$D)	29,22	27,11	27,25	27,01
Número de bulbillos brotados	880	820	870	610
Costo de producción/planta (U\$D)	0,03	0,03	0,03	0,04

CAPÍTULO V

CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

5.1. Conclusiones

- El mejor tratamiento en control de pudrición blanca (*Sclerotium cepivorum*) en bulbillos de ajo (*Allium sativum*) variedad colorado para reproducción de plantas, es el T₁ (7 g.L⁻¹ de agua de Vitavax 300).
- Los tratamientos con menor costo de producción/planta son el T₁ (7 g.L⁻¹ de agua de Vitavax 300), T₂ (0,5 g.L⁻¹ de agua de Benomyl) y T₃ (1,5 g.L⁻¹ de agua de Captan 80%); y, el tratamiento de mayor costo de producción/planta es el T₄ (Testigo).

5.2. Recomendaciones

- Se recomienda aplicar el tratamiento T₁ (7 g.L⁻¹ de agua de Vitavax 300) y como alternativa el tratamiento T₃ (1,5 g.L⁻¹ de agua de Captan 80%).
- Realizar nuevas investigaciones con otros fungicidas y diferentes dosificaciones.

CAPÍTULO VI

BIBLIOGRAFÍA

6.1. Literatura citada

- Abcagro. 2013. El cultivo del ajo. (en línea). Consultado 16 de abr. 2013.
Disponible en <http://www.abcagro.com/hortalizas/ajo4.asp>
- Adams, P; Papavizas, G. 2001. Effect of inoculum density of *Sclerotium cepivorum* and some soil environmental factors on disease severity. *Phytopathology*. 95:1253-1256.
- Allevato, M. 2007. Antifúngicos: ayer, hoy y mañana. México DF, MX, Acta Terapéutica Dermatol. 8-19 p.
- Artigas, J. 2003. El ajo: valiosa hortaliza como alimento y medicina. Madrid, ES, Ediciones EDAF. 85-91 p.
- Ayers, W; Adams, P. 2001. Mycoparasitism of sclerotial fungi by *Teratosperma oligocladum*. *Microbiología* 27:886-892.
- Bornemisza, E. 2003. Problemas del azufre en suelos y cultivos de Mesoamérica. San José, CR, Editorial de la Universidad de Costa Rica. 52 p.
- Brewster, J. 2002. Las cebollas y otros Alliums. Traducción de Ana María Mayoral Canalejas y Otilia López Buesa. Zaragoza, ES, Editorial Acribia. 253 p.
- Castillo, M; Albarracín, M. 2003. Evaluación de la técnica de solarización en el control de *Sclerotium cepivorum* Berk. causante de la podredumbre blanca del ajo (*Allium sativum* L.). San José, CR, Ediciones Meléndez. 271 p.
- Chupp, C; Sherf, A. 2000. Vegetables diseases and their control. New York, US, Ronald Press Company. 393-394 p.
- Coley-Smith, J. 2000. White rot disease of Allium: problems of soil-borne diseases in microcosm. *Plant Pathology* 39:214-222.

- Cook, R. 2009. Antagonism and biological control: concluding remarks. New York, US, Editions Schippers. 653-657 p.
- Cook, R; Baker, K. 2003. The nature and practice of biological control of plant pathogens. Minnesota, US, APS Press. 539 p.
- Couch, B; Kohn, L. 2000. Clonal spread of *Sclerotium cepivorum* in onion production with evidence of past recombination events. *Phytopathology* 90:514-521.
- Crowe, F. 2005. White rot. In Compendium of onion and garlic diseases. Minnesota, US, Editions H.F. Schwartz y S.K. Mohan. 14-16 p.
- Crowe, F; Hall, D. 2006. Soil temperature and moisture effects on *Sclerotium* germination and infection of onion seedlings by *Sclerotium cepivorum*. *Phytopathology* 112:74-78.
- Fletcher, J; Knight, B. 2001. The control of white rot (*Sclerotium cepivorum* Berk.) in salad onions with dicloran. *Plant Pathology* 41:88-92.
- Galli, F; Torres de Carvalho, P; Tokeshi, H; Balmer, E; Kimati, H; Nogueira, C; Lima-Salgado, C; Krugner, T; Nogueira, E; Filho, A. 2002. Manual de fitopatología. São Paulo, BR, Editora Agronômica Ceres. 57-58 p.
- García, A; Ramón, C. 2008. El Ajo: Cultivo y aprovechamiento. 3 ed. Madrid, ES, Ediciones Mundi-Prensa. 205- 238 p.
- Grijalva, M. 2006. Medicamentos antimicóticos. México DF, MX, Atención Farmacéutica. 115-117 p.
- Hartman, G; Datnoff, L. 2007. Vegetable Crops: In Soilborne diseases of tropical crops. Cambridge, US, Editions R.J. Hillocks y J.M. Waller. 161-162 p.

- Hernández, B; Fernández, V. 2005. Manual para el tratamiento y disposición final de medicamentos y fármacos caducos. 1 ed. México DF, MX, CENAPRED. 45-63 p.
- Hovius, M; McDonald, M. 2002. Management of allium white rot (*Sclerotium cepivorum*) in onions on organic soil with soil applied diallyl disulfide and Npropyl disulfide. Pathology 24(3):281-286.
- Hunger, S; McLean, K; Eady, C; y Stewart, A. 2002. Seedling infection assay for resistance to *Sclerotium cepivorum* in allium species (en línea). Consultado 15 de abr. 2013. Disponible en <http://www.hortnet.co.nz/publications/nzpps>
- INAMHI (Instituto Nacional de Meteorología e Hidrología). 2012. Anuarios. (en línea). Consultado 01 de mar. 2013. Disponible en <http://www.inamhi.gob.ec>
- Lifshitz, R; Tabachnik, M; Katan, J; y Chet, I. 2004. The effect of sublethal heating on sclerotia of *Sclerotium rolfisii*. Microbiología 29:1607-1610.
- Littley, E; Rahe, J. 2004. Specific tolerance of *Sclerotium cepivorum* to dicarboximide fungicides. Plant Diseases 52:371-374.
- Locke, S. 2008. Experimental control of onion white rot by means of soil chemicals. Plant Diseases 68:272-276.
- Lucas, J. 2008. Plant pathology and plant pathogens. 3 ed. Berlin, DE, Blackwell Science. 49 p.
- McLean, K; Stewart, A. 2000. Application strategies for control of onion white rot by fungal antagonists. New Zealand Journal of Crop and Horticultural Science 28:115-122.

- Mordue, J. 2009. Antagonism and biological control: Concluding remarks in Soilborne of plant pathogens. New York, US, Editions Schipperss. 653-657 p.
- Obregón, M. 2001. Evaluación in vitro del poder antagónico de *Trichoderma harzianum* Rifai con respecto al hongo fitopatógeno *Sclerotium cepivorum* Berkeley causante de la enfermedad "Torbó en cebolla". San José, CR, PCCMCA. 19 p.
- Oliveira, V; Bellei, M; Menezes-Sobrinho, J; y Ferreira, F. 2002. Ação antagônica de *Trichoderma harzianum*, *Paecilomyces lilacinus* e *Penicillium* sp. sobre *Sclerotium cepivorum*, causador da podridão branca do alho. Fitopatologia 7:531-532.
- Ortiz, R. 2005. Solarización, materia orgánica y extracto de cebolla para el control de *Sclerotium cepivorum* en cebolla. Guanajuato, MX, Sociedad Mexicana de Fitopatología. 135 p.
- Papavizas, G; Lumsden, R. 2006. Biological control of soilborne fungal propagules. Phytopathology 108:389-413.
- Pérez, M; Hernández, V; Cantu, G; Romero, R. 2000. Alternativas para el manejo integral de la pudrición blanca *Sclerotium cepivorum* Berk. en ajo *Allium sativum* L. en la zona del Bajío, México. Jalisco, MX, Sociedad Mexicana de Fitopatología. 67-71 p.
- Rabinowitch, H; Brewster, J. 2000. Onions and Allied Crops. Botany, Physiology and Genetics. Boca Raton, Florida, US, CRC Press. 273 p.
- Rabinowith, H; Currah, L. 2002. Allium Crop Science: Recent Advances. Wallingford, Oxon, UK, CABI Publishing. 515 p.

- Rai, J; Saxena, V. 2005. Sclerotial mycoflora and its role in natural biological control of "white rot" disease. *Plant and Soil* 43:509-513.
- Ramírez, A; Zavaleta, E; Kawasoe, S; Sánchez, M; y Valdez, J. 2002. A possible role for *Rhizoglyphus robustus* Nesbitt (Astigmata: Acaridae) in transmission of *Sclerotium cepivorum* Berk. (Deuteromycetes: Mycelia Sterilia). *Entomology* 37:663-669.
- Resende, M; Zambolin, L. 2007. Flutuação populacional de escleródios de *Sclerotium cepivorum* no solo, em função do tratamento com diferentes fungicidas no plantio do alho. *Fitopatología* 12:65-70.
- Rodríguez, T. 2006. Cuadro básico de medicamentos genéricos del Instituto de seguridad social del estado de Tabasco. Tabasco, MX, ISSET. 12-16 p.
- Romero, C. 2003. Hongos fitopatógenos. 1 ed. Chapingo, MX, Ediciones L. Tress. 342 p.
- Smolinska, U; Dyki, B. 2002. Viability and micromorphology of *Sclerotium cepivorum* sclerotia in field soil after addition of *Brassica juncea* and *Brassica napus* plant residues. *Phytopathologia Polonica* 23:39-51.
- Somerville, P. 2007. Factors affecting sclerotial germination of *Sclerotium cepivorum*, secondary sclerotia formation and germination stimulants to reduce inoculum density. *Plant Diseases* 61:229-233.
- Stone, H; Armentrout, V. 2005. Production of oxalic acid by *Sclerotium cepivorum* during infection of onion. *Mycologia* 77:526-530.
- Thaning, C; Gerhardson, B. 2001. Reduced sclerotial soil longevity by whole crop amendment and plastic covering. *Zeitschrift fur Pflanzenkrankheiten und Pflanzenschutz*. 108(2):143-151.

- UNA-IREST (Universidad Nacional-Instituto Regional de Estudios en Sustancias Tóxicas). 1999. Manual de plaguicidas: Guía para América Central. 2 ed. Heredia, CR, UNA-IREST. 97 p.
- Utkhede, R; Rahe, J. 2005. Screening commercial onion cultivars for resistance to white rot. *Phytopathology* 98:1080-1083.
- Vademécum agrícola. 2011. Diccionario de especialidades agroquímicas. 6 ed. Quito, EC, Edifarm. 177-195-513 p.
- Villar, A; Zavaleta, E; y García, R. 2000. Efecto de la incorporación de residuos de crucíferas (Brassicaceae) sobre fitopatógenos de suelo y efecto de la incorporación de col y brócoli sobre la pudrición blanca (*Sclerotium cepivorum* Berk.) de la cebolla, bajo condiciones de invernadero. *Revista Mexicana de Fitopatología* 8:160-165.
- Walker, J. 2007. Plant pathology. 5 ed. New York, US, McGraw-Hill. 345-347 p.

CAPÍTULO VII

ANEXOS

7.1. Anexos

Anexo 1. Resultados de las variables analizadas en control de pudrición blanca (*Sclerotium cepivorum*) en bulbillos de ajo (*Allium sativum*) variedad colorado para reproducción de plantas.

Trat.	Rep.	Porcentaje de control de pudrición blanca en los bulbillos (%)	Días a emergencia de la tierra	Altura de las plantas (cm)	Pérdida de bulbillos (%)	Porcentaje de bulbillos con pudrición blanca (%)
1	1	90	21	17,20	10	5
1	2	85	21	21,43	15	5
1	3	90	22	18,15	10	5
1	4	90	20	19,74	10	5
1	5	85	21	20,03	15	10
2	1	85	21	18,57	15	10
2	2	80	21	19,63	20	10
2	3	80	22	21,24	20	10
2	4	85	21	18,02	15	10
2	5	80	21	17,79	20	15
3	1	85	20	21,33	15	10
3	2	90	22	18,41	10	5
3	3	90	21	19,36	10	10
3	4	85	21	20,17	15	10
3	5	85	21	17,86	15	10
4	1	60	20	18,68	40	35
4	2	60	21	20,52	40	35
4	3	65	21	21,45	35	35
4	4	55	22	18,24	45	35
4	5	65	21	18,79	35	30

Trat. = Tratamiento

Rep. = Repetición

Anexo 2. Análisis de varianza para la variable porcentaje de control de pudrición blanca en los bulbillos (%) en control de pudrición blanca (*Sclerotium*

cepivorum) en bulbillos de ajo (*Allium sativum*) variedad colorado para reproducción de plantas.

Fuente de variación	Grados de libertad	Suma de cuadrados	Cuadrado medio	Probabilidad	
				0,05	0,01
Tratamientos	3	2385,00	795,00	68,14	0,0000**
Repeticiones	4	20,00	5,00	0,43	0,7854
Error	12	140,00	11,67		
Total	19	2545,00			

Coeficiente de variación 4,30%

** = Altamente significativo.

Anexo 3. Análisis de varianza para la variable días a emergencia de la tierra en control de pudrición blanca (*Sclerotium cepivorum*) en bulbillos de ajo (*Allium sativum*) variedad colorado para reproducción de plantas.

Fuente de variación	Grados de libertad	Suma de cuadrados	Cuadrado medio	Probabilidad	
				0,05	0,01
Tratamientos	3	0,15	0,05	0,13	0,9401
Repeticiones	4	2,20	0,55	1,43	0,2818
Error	12	4,60	0,38		
Total	19	6,95			

Coeficiente de variación 2,94%

Anexo 4. Análisis de varianza para la variable altura de las plantas (cm) en control de pudrición blanca (*Sclerotium cepivorum*) en bulbillos de ajo (*Allium sativum*) variedad colorado para reproducción de plantas.

Fuente de variación	Grados de libertad	Suma de cuadrados	Cuadrado medio	Probabilidad	
				0,05	0,01
Tratamientos	3	0,65	0,22	0,09	0,9613
Repeticiones	4	6,81	1,70	0,74	0,5803
Error	12	27,47	2,29		
Total	19	26,96			

Coeficiente de variación 7,83%

Anexo 5. Análisis de varianza para la variable pérdida de bulbillos (%) en control de pudrición blanca (*Sclerotium cepivorum*) en bulbillos de ajo (*Allium sativum*) variedad colorado para reproducción de plantas.

Fuente de variación	Grados de libertad	Suma de cuadrados	Cuadrado medio	Probabilidad	
				0,05	0,01
Tratamientos	3	2385,00	795,00	68,14	0,0000**
Repeticiones	4	20,00	5,00	0,43	0,7854
Error	12	140,00	11,67		
Total	19	2545,00			

Coeficiente de variación 16,66%

** = Altamente significativo.

Anexo 6. Análisis de varianza para la variable porcentaje de bulbillos con pudrición blanca (%) en control de pudrición blanca (*Sclerotium cepivorum*) en bulbillos de ajo (*Allium sativum*) variedad colorado para reproducción de plantas.

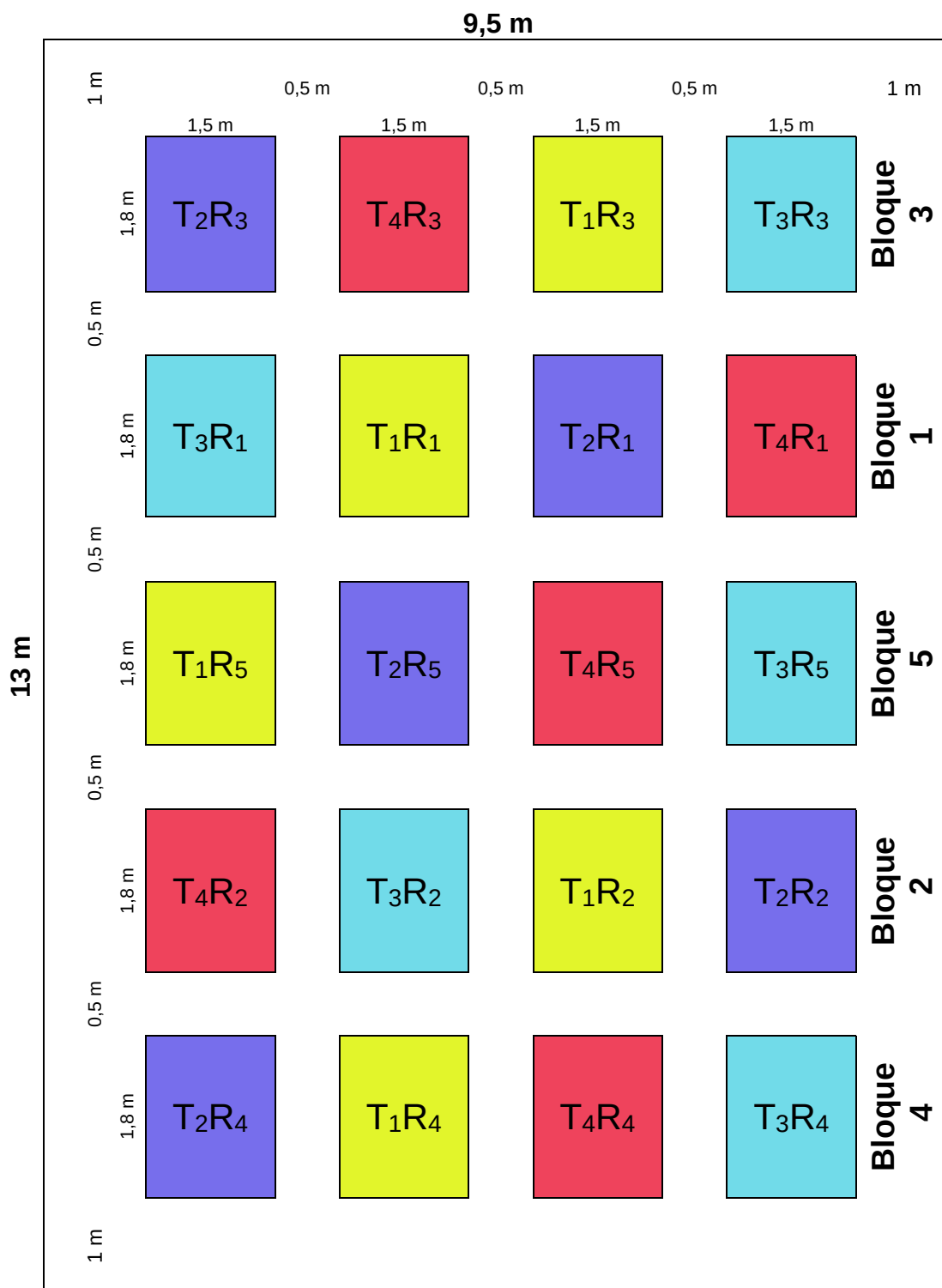
Fuente de variación	Grados de libertad	Suma de cuadrados	Cuadrado medio	Probabilidad	
				0,05	0,01
Tratamientos	3	2470,00	823,33	146,37	0,0000**
Repeticiones	4	12,50	3,13	0,56	0,6991
Error	12	67,50	5,63		
Total	19	2550,00			

Coeficiente de variación 15,81%

** = Altamente significativo.

7.2. Croquis

Anexo 7. Croquis de campo en control de pudrición blanca (*Sclerotium cepivorum*) en bulbillos de ajo (*Allium sativum*) variedad colorado para reproducción de plantas.



7.3. Fotografías de la investigación

Figura 1. Preparación del terreno en control de pudrición blanca (*Sclerotium cepivorum*) en bulbillos de ajo (*Allium sativum*) variedad colorado para reproducción de plantas.



Figura 2. Selección de los bulbillos en control de pudrición blanca (*Sclerotium cepivorum*) en bulbillos de ajo (*Allium sativum*) variedad colorado para reproducción de plantas.



Figura 3. Aplicación de los tratamientos en control de pudrición blanca (*Sclerotium cepivorum*) en bulbillos de ajo (*Allium sativum*) variedad colorado para reproducción de plantas.



Figura 4. Tape de los bulbillos en control de pudrición blanca (*Sclerotium cepivorum*) en bulbillos de ajo (*Allium sativum*) variedad colorado para reproducción de plantas.



Figura 5. Riego en control de pudrición blanca (*Sclerotium cepivorum*) en bulbillos de ajo (*Allium sativum*) variedad colorado para reproducción de plantas.



Figura 6. Deshierbas en control de pudrición blanca (*Sclerotium cepivorum*) en bulbillos de ajo (*Allium sativum*) variedad colorado para reproducción de plantas.



Figura 7. Porcentaje de control de pudrición blanca en los bulbillos (%) en control de pudrición blanca (*Sclerotium cepivorum*) en bulbillos de ajo (*Allium sativum*) variedad colorado para reproducción de plantas.



Figura 8. Días a emergencia de la tierra en control de pudrición blanca (*Sclerotium cepivorum*) en bulbillos de ajo (*Allium sativum*) variedad colorado para reproducción de plantas.



Figura 9. Altura de las plantas (cm) en control de pudrición blanca (*Sclerotium cepivorum*) en bulbillos de ajo (*Allium sativum*) variedad colorado para reproducción de plantas.



Figura 10. Pérdida de bulbillos (%) en control de pudrición blanca (*Sclerotium cepivorum*) en bulbillos de ajo (*Allium sativum*) variedad colorado para reproducción de plantas.



Figura 11. Porcentaje de bulbillos con pudrición blanca (%) en control de pudrición blanca (*Sclerotium cepivorum*) en bulbillos de ajo (*Allium sativum*) variedad colorado para reproducción de plantas.

