

UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA DE LA SELVA

FACULTAD DE AGRONOMIA

Departamento Académico de Ciencias Agrarias



**IDENTIFICACIÓN Y CONTROL QUÍMICO DEL AGENTE
CAUSAL DE LA PODREDUMBRE DE CABEZAS DE
ALCACHOFA (*Cynara scolymus* L.)**

TESIS

Para optar el título de:

INGENIERO AGRÓNOMO

Diógenes Ortiz Vásquez

PROMOCIÓN II – 2003

Tingo María – Perú

2009



H20

O74

Ortiz Vásquez, Diógenes

Identificación y Control Químico del Agente Causal de la Podredumbre de Cabezas de Alcachofa (*Cynara scolymus* L.). Tingo María, 2009 .

90 h.; 10 cuadros; 17 fgrs.; 35 ref.; 30 cm.

Tesis (Ingeniero Agrónomo) Universidad Nacional Agraria de la Selva, Tingo María (Perú). Facultad de Agronomía.

CYNARA SCOLYMUS L. / CONTROL QUÍMICO / CULTIVO IN VITRO /
IDENTIFICACIÓN - AGENTE / ENFERMEDAD / METODOLOGÍA / TINGO
MARÍA / RUPA RUPA / LEONCIO PRADO / HUÁNUCO / PERÚ.

DEDICATORIA

A Dios Padre por darme la vida y salud, para poder realizar mi anhelo, por su amor, paciencia y misericordia, mostrado hacia mi familia.

A mis queridos padres:

Diógenes Ortiz y Elsa Vásquez, con amor y eterna gratitud, quienes con sus sabios consejos me orientaron hacia el camino de la superación en mi formación profesional.

A mi querida abuela:

Priscila; con todo cariño y respeto por su confianza y apoyo moral.

A mis queridos hermanos:

Juan Carlos y Franck Erick; con respeto y cariño que con humildad me llenaron de aliento para culminar mi carrera.

AGRADECIMIENTO

Mi sincero agradecimiento a todas las personas e instituciones que han colaborado en la culminación del presente trabajo entre ellos:

- A la Universidad Nacional Agraria de la Selva por haberme impartido sus conocimientos para mi formación profesional.
- A los miembros de jurado de tesis: Dr Rolando Ríos Ruiz, Ing. M. Sc. Jorge Adriazola del Águila y Blgo. M. Sc. José Luís Gil Bacilio.
- Al Ing. Oscar Cabezas Huayllas asesor del presente trabajo por su apoyo y confianza durante el desarrollo de la investigación.
- Al Ing. M. Sc. Carlos Cadenas Giraldo por su enseñanza y apoyo en la conducción del experimento.
- A la Universidad Nacional Agraria La Molina por brindarme la facilidad del desarrollo del trabajo de tesis en los campos de riego.
- A todas aquellas personas que en forma directa o indirecta colaboraron en realizar el presente trabajo de investigación.

INDICE GENERAL

	Pág.
I INTRODUCCIÓN.....	10
II REVISIÓN DE LITERATURA	12
2.1 <i>Cynara scolymus</i> L.	12
2.1.1 Clasificación taxonómica	12
2.1.2 Descripción botánica	13
2.1.3 Requerimientos del cultivo	15
2.1.4 Sistemas de propagación	18
2.1.4.1 Propagación por semilla botánica	18
2.1.4.2 Propagación vegetativa.....	19
2.1.5 Manejo del cultivo	19
2.1.5.1 Manejo de almácigos	19
2.1.5.2 Preparación del terreno	20
2.1.5.3 Trasplante de plántulas	20
2.1.5.4 Riegos.....	21
2.1.5.5 Fertilización	21
2.1.5.6 Control de malezas	22
2.1.5.7 Aporque	23
2.1.5.8 Podas.....	24
2.1.6 Principales plagas y su control	24
2.1.7 Principales enfermedades y su control	26
2.1.8 Cosecha	28
2.2 <i>Botrytis cinerea</i> Pers.: Fr.	29

2.2.1 Factores de patogenicidad	30
2.2.2 Epifitiología	31
2.2.3 Necesidad de control químico.....	34
2.3 Fungicidas	35
2.3.1 Dithiocarbamates	35
2.3.2 Phthalimides	37
2.3.3 Inhibidores de síntesis del estero: Imidazoles (Prochloraz)	38
2.3.4 Benzimidazoles.....	39
2.3.5 Anilinoimidinas	41
2.3.6 Dicarboximides	42
2.3.7 Chlorophenyls.....	43
III. MATERIALES Y MÉTODOS.....	44
3.1 Ubicación del experimento	44
3.1.1 Historia de campo.....	44
3.1.2 Condiciones climáticas	44
3.2 Metodología.....	45
3.2.1 Identificación del patógeno	45
3.2.2 Control químico <i>in vitro</i>	48
3.2.3 Control químico en condiciones de campo	48
3.2.4 Ejecución del experimento.....	51
3.2.5 Otras labores culturales.....	53
3.2.6 Parámetros evaluados.....	53
3.2.7 Diseño experimental.....	54
IV. RESULTADOS	56

4.1	Identificación del patógeno	56
4.1.1.	Identificación a nivel de género	57
4.1.2.	Clasificación sistemática.....	57
4.1.3	Identificación del patógeno a nivel de especie	59
4.1.3	Prueba de patogenicidad.....	60
4.1.4	Caracterización de las lesiones ocasionadas por <i>Botrytis cinerea</i> en cabezas de alcachofa.....	61
4.2	Control químico <i>in vitro</i>	62
4.3	Control químico en condiciones de campo	70
4.3.1	Incidencia.....	70
4.3.2	Severidad.....	73
V.	DISCUSIÓN	77
5.1	Aislamiento e identificación del patógeno.....	77
5.2	Prueba de control químico <i>in vitro</i>	78
5.3	Prueba de control químico en condiciones de campo	79
5.3.1	Incidencia.....	79
5.3.2	Severidad.....	80
VI.	CONCLUSIONES.....	82
VII.	RECOMENDACIONES	83
VIII.	RESUMEN	84
IX.	BIBLIOGRAFÍA	87
X.	ANEXOS	93

INDICE DE CUADROS

Cuadro	Pág.
1. Datos meteorológicos registrados durante la ejecución del experimento en campo (Agosto-Octubre, 2008).....	45
2. Tratamientos y dosis utilizados en el control químico <i>in vitro</i> de la podredumbre de cabezas de alcachofa.....	49
3. Tratamientos para el control químico en condiciones de campo.....	51
4. Géneros de hongos aislados en el primer muestreo de cabezas de alcachofas con signos de pudrición	56
5. Géneros de hongos aislados del segundo muestreo de cabezas de alcachofas con signos de pudrición.....	56
6. Crecimiento radial de <i>Botrytis cinerea</i> Pers. <i>in vitro</i> en PDA envenenado con fungicidas.....	63
7. Tasa de crecimiento micelial de <i>Botrytis cinerea</i> en PDA envenenado con fungicida aislada de cabezas de alcachofa (Tuckey $\alpha = 0.05$)	65
8. Porcentaje de incidencia en cabezas de alcachofa días después de la aplicación con fungicida	71
9. Porcentaje de incidencia de <i>Botrytis cinerea</i> en cabezas de alcachofa a 20 días después de la aplicación de fungicidas (Tuckey $\alpha = 0.05$).....	73
10. Promedio de cinco evaluaciones de severidad (Grados) en el control químico en campo de <i>Botrytis cinnerea</i> Pers.	75
11. Cuadro de severidad (%) promedios en el control químico en campo de <i>Botrytis cinnerea</i> Pers. (Tuckey $\alpha = 0.05$).	76

INDICE DE FIGURAS

Figura	Pág.
1. Colonia de <i>Botrytis</i> sp. en medio PDAO: A. Placa petri. B. Tubo de ensayo.....	58
2. Conidióforo con ramificaciones dicotómicas y tricotómicas de <i>Botrytis</i> sp (10X).....	58
3. Célula conidiógena y conidias de <i>Botrytis</i> sp. (40X).....	59
4. Cabezas de alcachofa con manchas oscuras en brácteas inoculadas con <i>Botrytis cinerea</i> Pers.	60
5. Fructificación de coloración gris típica de <i>Botrytis cinerea</i> Pers. inoculadas en cabezas de alcachofa.....	61
6. Crecimiento radial de <i>Botrytis cinera</i> Pers. en PDA envenenado con fungicidas días después de incubación.....	64
7. Tasa de crecimiento micleal de <i>Botrytis cinerea</i> Pers. en PDA envenenado con fungicida (Tuckey $\alpha = 0.05$).....	66
8. Crecimiento radial: A. Benomil y B. Captan, en el control químico in vitro de <i>Botrytis cinerea</i> Pers.....	67
9. Crecimiento radial: A. Clorotalonil y B. Extracto de cítrico, en el control químico in vitro de <i>Botrytis cinerea</i> Pers	67
10. Crecimiento radial: A. Iprodione y B. Mancozeb, en el control químico in vitro de <i>Botrytis cinerea</i> Pers.....	68
11. Crecimiento radial: A. Pyrimethanil y B. Procloraz, en el control químico in vitro de <i>Botrytis cinerea</i> Pers	68

12. Crecimiento radial: A. Propineb y B. Thiabendazol, en el control químico <i>in vitro</i> de <i>Botrytis cinerea</i> Pers.	69
13. Crecimiento radial (testigo) en el control químico <i>in vitro</i> de <i>Botrytis cinerea</i> Pers.	69
14. Incidencia de <i>Botrytis cinerea</i> Pers. con respecto a los fungicidas evaluados en campo	72
15. Promedios de incidencia en el control químico en campo de <i>Botrytis cinerea</i> Pers. (Tuckey $\alpha = 0.05$)	73
16. Curva de severidad de <i>Botrytis cinerea</i> Pers. en cabezas de alcachofa días después de aplicación de fungicidas. Según Zimand <i>et al</i> , 1996.....	75
17. Promedios de severidad en el control químico de la quinta evaluación en campo de <i>Botrytis cinerea</i> Pers.....	76

I. INTRODUCCIÓN

La alcachofa (*Cynara scolymus* L), es una planta herbácea originaria de la región del Mediterráneo (Asia menor y norte de África) y el Sur de Europa. Es apreciable porque contiene inulina, fuente de energía similar a la del azúcar muy benéfica para los diabéticos y los hipoglucémicos. Además, ayuda a la eliminación de la urea, colesterol, ácido úrico, y es rica en calcio y vitamina A (GARCÍA-MORATO, 1999; CASTILLO, 1999). Fue introducida al Perú por misioneros franciscanos y familias italianas. En la actualidad las perspectivas que presenta este cultivo por su productividad y demanda para el consumo, la agroindustria y exportación, hacen que sea objeto de gran atención para orientar las inversiones a la producción de este cultivo.

En el año 2002, la superficie sembrada con alcachofa a nivel nacional fue 589 ha, de la cual, el 55% (325 ha) corresponde a la sierra y el 45% (264 ha) a la costa. (NICHÓ, 2001). La producción agrícola de alcachofa se ve constantemente limitada debido al ataque de una gran diversidad de organismos fitopatógenos, fundamentalmente hongos y bacterias (GARCÍA-MORATO, 1999). La pudrición gris causada por el hongo *Botrytis cinerea* es una de las enfermedades de mayor importancia en nuestro país. Desde el inicio de la producción nacional, su frecuencia e intensidad de los ataques, han hecho de esta enfermedad una de las más importantes, convirtiéndose en uno de los problemas fitosanitarios que causa mayores pérdidas económicas por deterioro de la cabeza de alcachofa en pre y post-cosecha, lo cual reduce su calidad (GARCÍA-MORATO, 1999; NICHÓ, 2001). El control químico es uno de

los métodos más efectivos y que más se usan para el control de *B. cinerea* en campo e invernadero, el cual consiste en el empleo de compuestos químicos que tienen efecto directo sobre el patógeno, inhibiendo su germinación, crecimiento ó reproducción (AGRIOS, 1998). Sin embargo, con el paso del tiempo el control de este hongo ha resultado cada vez más problemático como consecuencia de una variada gama de factores que interactúan entre sí, lo cual dificulta el manejo de la enfermedad (ÁLVAREZ, 1987). Entre estos factores destaca el desarrollo progresivo de la resistencia por parte del hongo a los fungicidas tradicionales (BARGHOUT AND ABOU-JAWDEH, 1993; BENITO *et al.*, 2000).

Esta situación nos conduce a realizar el presente trabajo de investigación con los siguientes objetivos:

- a. Identificar el agente causal de la podredumbre de cabezas de alcachofa (*Cynara scolymus* L.).
- b. Determinar in vitro el efecto de varios fungicidas en el control del agente causal de la podredumbre de cabezas de alcachofa.
- c. Determinar en condiciones de campo el efecto de los fungicidas más efectivos obtenidos en la prueba in vitro, en el control del agente causal de la podredumbre de cabezas de alcachofa.

II. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1 *Cynara scolymus* L.

La alcachofa es considerada como una de las especies hortícola de innumerables propiedades organolépticas y terapéuticas, como antirreumático y diurético por su probada acción sobre el metabolismo de la urea y colesterol; es apreciada porque contiene inulina fuente de energía similar a la del azúcar muy benéfica para los diabéticos y los hipoglucémicos; es rica en azúcares, proteínas, vitaminas A, B y C, con un gran contenido de calcio, potasio y hierro (GARCÍA-MORATO, 1999; NICHÓ, 2001; CÁCERES, 1971; ANAYA Y ROMERO, 1999).

2.1.1 Clasificación taxonómica

Según GARCÍA-MORATO (1999), la alcachofa se clasifica de la siguiente manera:

División	: Fanerógamas
Clase	: Dicotiledóneas
Sub-Clase	: Simpétalas
Orden	: Campanuladas
Familias	: Compositae (Arteracea)
Grupo	: Cynareae
Género	: <i>Cynara</i>
Especie	: <i>Cynara scolymus</i> L.

2.1.2 Descripción botánica

La alcachofa es una planta de estructura herbácea y originalmente de tipo semiperenne, aunque por selección genética se han obtenido recientemente variedades anuales (SHERF AND MACNAB, 1986).

Hoja: Alcanzan más de 1,0 m de largo con 0,3 m de ancho, con bordes lobulados y aserrados, de nervaduras pinnatinervadas y un pecíolo que se une al tallo. Son de color verde-grisáceo en la cara superior y pubescente en la inferior, con una nervadura central gruesa. En condiciones de costa y sierra central, se ha observado que en cultivares de polinización abierta procedentes de semilla botánica como el caso de "Green Globe", muestra alta variabilidad en cuanto a formas de hojas; destacando en plantas de alto rendimiento, hojas anchas, lobuladas y aserradas; y en plantas de bajo rendimiento hojas angostas y aserradas, denominadas como plantas "macho", estas deben ser eliminadas de campo en forma paulatina para uniformizar solo plantas de alto rendimiento (NICHOLSON, 2001).

Raíz: El sistema radicular es ramificado. En costa y sierra central del Perú, se ha observado que la raíz principal alcanza hasta 1,2 m de profundidad y las raíces secundarias cubren un área de 0,5 m – 0,6 m de diámetro, la cual sirve como un órgano de almacenamiento (GARCÍA-MORATO, 1999).

Inflorescencia ó capítulo. Es levantada por un tallo floral o pedúnculo erguido y carnoso, de rápido crecimiento, color más claro que las hojas y de superficie acanalada. En él se insertan en forma espaciada unas hojuelas mucho más pequeñas y delgadas que las de la roseta, de cuyas axilas salen ramificaciones que dan lugar a capítulos secundarios y luego terciarios, siendo los primeros de tamaño tan grande como el apical, pero los siguientes van desarrollando menos.

Los capítulos florales constituyen la parte comercial de la planta y tienen brácteas carnosas que se traslapan y protegen los numerosos flósculos o flores en formación de 700 a 1,400 que son las “espinitas” que se asientan en lo que conocemos por “fondo”. Al madurar la alcachofa las brácteas se abren totalmente y se hacen visibles las flores, que son de forma tubular filamentosa y de color violeta azulado muy intenso, de gran atracción para las abejas. Cada flor fecundada produce un fruto de tipo aquenio, que en su interior contiene una semilla de color grisáceo, tegumento duro y forma parecida a las del girasol, pero de tamaño relativamente pequeño, habiendo entre 24,000 y 26,000 semillas por kilo (GARCÍA-MORATO, 1999).

Debido a su gran superficie foliar la alcachofa es una planta con elevado índice de transpiración y por consiguiente bastante sensible a la falta de agua. En nuestro medio es común que en la temporada de otoño-invierno las plantas de las variedades perennes alcancen 1,60 m de diámetro y hasta 1,50 m de altura; dimensiones que disminuyen considerablemente en la

temporada de primavera-verano. Por esta razón el tamaño de las hojas determina en parte el marco de plantación, pues si el distanciamiento es corto, al entrecruzarse pueden crear un microclima favorable a enfermedades foliares cuando el clima es húmedo, o se pisan y maltratan al momento de hacer labores culturales y cosecha, obligando a podas. Si en cambio es grande, se pierde la oportunidad de lograr buenos rendimientos (NICH0, 2001).

2.1.3 Requerimientos del cultivo

Agua: La alcachofa requiere de una adecuada disponibilidad de agua principalmente durante el crecimiento vegetativo, formación de yemas y maduración de cabezuelas florales. La falta de agua durante el crecimiento trae como consecuencia plantas pequeñas, pobres en vigor y desarrollo, en caso que la escasez se presente durante la formación de yemas, se promoverá la formación de cabezuelas de inferior calidad.

La mayor demanda hídrica se presenta al final de la etapa de crecimiento vegetativo e inicio de la formación de inflorescencias. El aumento de la temperatura promueve una intensa transpiración causando muchas veces marchitez de las hojas y "estrés" de la planta luego de una tarde calurosa. Los niveles hídricos son bastante considerables ya que el cultivo desarrolla una exuberante área foliar, de los estudios realizados a nivel de costa, se ha determinado entre 7, 000 a 10, 000 m³ de agua/ha en condiciones de riego por gravedad (CASTILLO, 1999).

Suelo: La alcachofa prospera en un amplio rango de suelos, pero es recomendable que sean fértiles, profundos, ricos en materia orgánica y tenga un buen drenaje. Prefiere suelos con pH que varíe de 6,4 - 7,5 y la conductividad eléctrica sea de menor de 4 dS/m. La alcachofa es una planta considerada como esquilante (empobrece de nutrientes) ya que agota intensamente el terreno, por lo cual es aconsejable la adición de materia orgánica y la rotación de otros cultivos (leguminosas), pudiendo ser instalado nuevamente en el mismo terreno luego de tres años.

En condiciones de Costa los suelos son salinos y medianamente alcalinos, predominan los suelos de texturas arenosa y franco arenosos, los cultivares "Green Globe" e "Imperial Star" muestran tolerancia a la salinidad, buena adaptación y rendimiento, bajo estas condiciones edafoclimáticas hecho que debe ser tomado en cuenta para determinar la ampliación de futuras zonas alcachoferas en la Costa del Perú (GARCÍA-MORATO, 1999).

Temperatura: La temperatura óptima para el desarrollo del cultivo se encuentra entre 12 a 20°C. En costa, el problema lo constituyen las altas temperaturas, donde se presentan temperaturas diarias mayores de 25°C que producen en las plantaciones una excesiva transpiración que causa "estrés" generalizado en las plantas, con efecto negativo principalmente con la producción de cabezuelas de baja calidad, pequeñas, abiertas y fibrosas.

También las altas temperaturas determinan en plantaciones de la variedad "Green Globe" una baja floración en aproximadamente un 40% de la población, quedando en campo, hasta el término de la campaña productiva un 60% de la población, en forma vegetativa; en cambio el cultivar "Imperial Star" fue más tolerante al calor presentando un 90% de floración en campo. Temperaturas altas (superior a 30°C) producen aceleración en la apertura de las brácteas de alcachofa y por consiguiente pérdida de las partes comestibles.

Luz: La bibliografía especializada reporta que las alcachofas son plantas de días largos con un fotoperíodo mínimo de 10,5 horas (BIDWELL, 1979).

La longitud del día y la alternancia de períodos de oscuridad durante el crecimiento de la planta tiene un efecto notable en la determinación de la época de floración; algunas plantas florecen antes, cuando los días son cortos (doce horas o menos de luz diurna), pero otras solo lo hacen cuando reciben de catorce a más horas de iluminación; otros son neutros, es decir no son afectados por este tipo de variaciones. La fase de mayor sensibilidad corresponde al desplegamiento de las primeras hojas (CASTILLO, 1999).

Altitud: La alcachofa en el mundo es sembrada a altitudes que difícilmente pasan los 2, 000 msnm; sin embargo, bajo condiciones de Sierra se observa cultivares de alcachofa hasta altitudes de 3, 300 msnm, dependiendo básicamente de las temperaturas que se registran en cada zona y se

mantengan en los rangos óptimos. En condiciones de costa central, el cultivo se desarrolla desde altitudes cercanas al mar (distrito de Chancay – Lima) (NICHÓ, 2001).

Humedad relativa: Las principales zonas productoras en el mundo están ubicadas generalmente en zonas del litoral muy cerca al mar; por lo tanto, el grado de humedad relativa es alta, este aspecto influye directamente sobre la apertura de las cabezuelas florales y la fibrosidad de las brácteas. Climas demasiado secos afectan negativamente la calidad de las cabezuelas florales, ya que en un tiempo corto producen apertura de las cabezuelas del mismo modo pierden muy rápidamente su calidad. En costa central, la humedad relativa en promedio es de 83% (GARCÍA-MORATO, 1999).

Viento: En costa, el efecto negativo del viento se manifiesta en la rotura de hojas, principalmente en la etapa de desarrollo foliar; en la fase de maduración ocasionan tumbado de plantas (CASTILLO, 1999).

2.1.4 Sistemas de propagación

2.1.4.1 Propagación por semilla botánica

La alcachofa es una planta semi-perenne, propagada generalmente en forma vegetativa; sin embargo la fase inicial de la introducción de un cultivo como es el caso de variedades sin espinas en los diferentes valles de la costa central; la multiplicación fue por semilla botánica. En la propagación por semilla botánica la descendencia es muy desuniforme

(heterogénea) y el tiempo de producción es más largo (porque incluye etapa en almácigo); sin embargo, es un sistema rápido en la selección de nuevas variedades. (NICHOLSON, 2001).

2.1.4.2 Propagación vegetativa

En la explotación comercial se emplea la multiplicación agámica y se utilizan distintas modalidades según las zonas de producción. La propagación vegetativa tiene ventajas por la precocidad de las plantas y rápida producción en comparación a otros métodos de propagación, teniendo la seguridad de obtener buenas plantas capaces de producir mejor a los 3,5 – 4,5 meses (alcachofines) aproximadamente después de la instalación, dependiendo de la zona. Para la propagación vegetativa por “hijuelos” previamente se selecciona la “planta madre”, planta que después de concluida la cosecha se cortan tallos y hojas viejas para inducir la producción de “hijuelos”. Cuando los “hijuelos” tienen 4 - 5 hojas verdaderas (15 - 20 cm. de altura), son cortadas y deben portar parte del tallo y raíz de la “planta madre”, y así establecerse como planta independiente para su instalación en nuevos campos (GARCÍA-MORATO, 1999).

2.1.5 Manejo del cultivo

2.1.5.1 Manejo de almácigos

Los almácigos son estructuras que permiten producir plántulas vigorosas, sanas y de calidad. Las semillas de alcachofa son de

tamaño relativamente pequeño y tiene un alto costo, por lo cual es aconsejable la siembra indirecta en almácigos, hecho que permite ahorrar semillas (NICHO, 2001). De acuerdo a experiencias, los almácigos con buenos resultados para alcachofa sin espinas son:

- Bandejas de plástico.
- Vasos de plástico descartables.
- Bloquecitos de tierra.
- Almácigos de cama alta y cama baja (platabanda).

2.1.5.2 Preparación del terreno

El terreno seleccionado para la instalación del cultivo requiere de una adecuada y oportuna preparación para el trasplante. Para esto es recomendable en primer lugar nivelar el terreno, teniendo en cuenta la pendiente y la orientación que tendrán los surcos. Sigue la roturación con arado de disco, la pasada de rastra y finaliza con el surcado. Los distanciamientos son variables, siendo los más comunes de 1,5 m entre surcos y 1,0 m entre plantas (NICHO, 2001).

2.1.5.3 Trasplante de plántulas provenientes de almácigos

Las plantas en la fase de almácigo permanecerán entre 45 a 60 días en Costa, cumplido este tiempo se transplanta a campo definitivo

(CASTILLO, 1999). Las densidades de trasplante son bastante variables, sin embargo las más usadas son:

- 1,5 m entre surcos x 1,0 m entre planta (6, 666 plantas/ ha), alcachofa.
- 1,0 m entre surcos x 1,0 m entre planta (10, 000 plantas/ha), alcachofa.
- 1,0 m entre surcos x 0,8 m entre planta (12, 500 plantas/ha), alcachofin.
- 1,0 m entre surcos x 0,7 m entre planta (14, 280 plantas/ha), alcachofin.
- 1,2 m entre surcos x 0,6 m entre planta (18, 000 plantas/ha), alcachofin.

2.1.5.4 Riegos

La alcachofa requiere de riegos frecuentes durante todo el período vegetativo, la deficiencia hídrica especialmente durante la formación de inflorescencias o cabezuelas conlleva a pérdidas tanto en calidad como en rendimiento. La cantidad de agua de riego es muy importante por cuanto es altamente sensible a la “podredumbre”, por ese motivo los riegos deben ser ligeros y evitar encharcamientos. La bibliografía extranjera reporta un gasto de 7,000 - 10,000 m³ /ha cuando el riego es por gravedad. Es mediante el riego por goteo que la alcachofa ha respondido satisfactoriamente aumentando su producción en comparación con el riego por surcos, debido a la obtención de plantas más uniformes y más desarrolladas. Los volúmenes de agua utilizados con este método puede llegar a 4,500 m³ / ha (GARCÍA-MORATO, 1999).

2.1.5.5 Fertilización

La alcachofa es reportada como un cultivo exigente en nutrientes debido a su gran desarrollo foliar y velocidad de producción de

inflorescencias. Los niveles de fertilización deben formularse teniendo en cuenta los resultados de los análisis de suelo y la extracción de nutrientes. La bibliografía extranjera (España) reporta que la producción de 15 tn de cabezuelas extrae del terreno por hectárea 120 kg de nitrógeno (N), 84 kg de ácido fosfórico (P_2O_5) y 180 kg de potasio (K_2O). En condiciones del valle de Chancay-Huaral, se puede emplear la dosis de 200-140-180 kg/ha de N, P_2O_5 y K_2O , obteniéndose rendimientos de 12 500 kg/ha en el cultivar "Green Globe" y 12 600 kg/ha en el cultivar "imperial Star" (NICHO, 2001). Los equivalentes de la fórmula aplicada requirieron de las siguientes cantidades de fertilizantes:

- 236 kg de sulfato de amonio (21% N).
- 333 kg de nitrato de amonio (33% N).
- 340 kg de fosfato de amonio (46% P_2O_5 y 18% de N).
- 360 kg de sulfato de potasio (50% K_2SO_4).

2.1.5.6 Control de malezas

Existe un marcado efecto de competencia de las malezas, constituyendo un problema de importancia económica, desde el trasplante e instalación, que coinciden con el período de lluvias, lo que favorece la germinación de muchas especies de malezas que rápidamente invadirán toda la extensión del terreno. El control se efectúa en forma manual con lampa y mediante el uso de maquinaria agrícola. El control manual con lampa está más generalizado durante toda la campaña productiva de la alcachofa porque se hace menos daño; considerando que la alcachofa en sus etapas avanzadas

(reproductiva y maduración) presenta hojas grandes con un pecíolo quebradizo. El uso de la maquinaria agrícola está restringido sólo para las primeras etapas de crecimiento, más adelante casi es imposible eliminar malezas con tractor porque el desarrollo foliar y la altura de la planta no lo permite (NICHÓ, 2001).

2.1.5.7 Aporque

Labor cultural que tiene varias finalidades, principalmente facilitar el anclaje del sistema radicular de la planta y mejorar la estabilidad del cultivo dentro del terreno; además facilita las labores de riego ya que se establece un nuevo surco en la parte central de la hilera de plantas, pudiendo regar con mayores volúmenes de agua sin entrar en contacto directo con las plantas evitando de esta forma problemas fitosanitarios como pudrición ocasionadas por *Rhizoctonia* sp., *Fusarium* sp. y *Pythium* sp. (GARCÍA-MORATO, 1999).

También sirve como complemento a la fertilización nitrogenada por cuanto permite el tapado del fertilizante aplicado. Puede ser realizado con tracción animal (caballo) o con maquinaria agrícola. Se efectúa después de la segunda fertilización, haciendo coincidir los últimos días de la etapa de crecimiento vegetativo. En esta etapa la planta es más sensible a la humedad, al no efectuarse oportunamente el aporque se propagarán los hongos causantes de la marchitez y se tendrá problemas con la muerte de plantas en plena producción (GARCÍA-MORATO, 1999).

2.1.5.8 Podas

Práctica bastante usual en el cultivo de alcachofa por tener un exuberante desarrollo foliar, y las hojas básales se encuentran subexpuestas a los rayos solares tornándose amarillentas y susceptibles a plagas y enfermedades. Al final de la campaña agrícola se procede a una poda general, la “planta madre” es cortada totalmente dejando 10 cm. de altura, estado en el cual permanece latente. En condiciones de Costa Central (Valle Chancay – Huaral) se realizan tres podas; la primera, a los 80 días después del trasplante; la segunda, después de realizado la primera cosecha y la tercera, a la quinta cosecha (NICHÓ, 2001).

2.1.6 Principales plagas y su control

De acuerdo a evaluaciones constantes realizadas por el INIA, se puede afirmar que la alcachofa variedad ‘Green Globe’ es tolerante al daño de plagas. La Estación Experimental Donoso – INIA reporta la presencia de las siguientes plagas (GARCÍA-MORATO, 1999; MAROTO, 1989; NICHÓ, 2001):

- a. **“Gusanos cortadores”** *Copitarsia turbata*, *Agrotis ipsilon*, *Spodoptera* sp., *Feltia* sp.

Control:

- Uso artesanal de trampas de luz negra (luz ultravioleta)
- Controladores biológicos: *Prosopochaeta setosa* (Diptera: Tachinidae), *Campoletis* sp. (Hymenoptera. Ichneumonidae).

- En ataques severos aplicar Metamidophos (400 a 600 ml/ 200l)

b. “Mosca minadora” *Liriomyza huidobrensis* Blanch.

Control:

- Riegos adecuados durante el desarrollo
- En ataques severos aplicar insecticidas a base de Metamidophos (400 a 600 ml/200l) o Permetrinas (200 a 300 ml/200l) para cigarritas, diabroticas, trips, gusanos y pulgones. En tanto aplicar *Entomophthora virulenta* (Vektor a razón de 250 ml/200l.).

c. “Arañita roja” *Oligonychus peruvianus*

Saneamiento: Eliminar las malezas infestadas, especialmente en las orillas del terreno y destruir los restos de la cosecha tan pronto termine esta labor.

Control biológico: Los ácaros fitoseidos depredadores controlan eficientemente esta plaga, por ejemplo: *Phytoseiulus persimilis*, *P. Macropilis* y *Typhlodromus accidentalis*. También tiene buen efecto la exotoxina del *Bacillus thuringiensis* y otros preparados biológicos.

Tratamiento químico: Las aspersiones con acaricidas requieren de un perfecto cubrimiento, ya que resulta difícil tratarlas debido a la telaraña que las protege. Frecuentemente las aplicaciones se deben repetir cada 8 – 10 días para obtener un control satisfactorio. Entre los acaricidas disponibles se

pueden emplear: Bromopropilato (0,75 kg i.a. /ha), Difocol (0,5 – 0,8 kg i.a. /ha, Tetradifon (0,45 – 0,6 kg i.a. /ha). Este último no controla adulto.

d. “Gusano medidor” *Pseudoplusia sp.*, *Trichoplusia sp.*

Control:

- *Bacillus thuringiensis* 0,5-1,5 kg/ha

e. “Mosca blanca” *Bemisia tabaci* (Gennadius).

Control:

- Aplicación de hongos entomopatógenos, *Verticillum lecani*, 1×10^9 Unidades Formadoras de Conidias (UFC) por gramo, uso de trampas amarillas de 60 a 80 por hectárea.

2.1.7 Principales enfermedades y su control

Al igual que en plagas, la variedad ‘Green Globe’ muestra a la fecha tolerancia al daño de enfermedades. Se reporta la presencia de las siguientes enfermedades (GARCÍA-MORATO, 1999, NICHÓ, 2001):

a. “Marchitez de plantas” o “wilt”: *Fusarium spp.*

Control:

- Rotación de cultivos.
- Evitar daños en las raíces de la planta.
- Realizar riegos ligeros
- Evitar siembra en suelos pesados (arcillosos)

- Aplicación de *Trichoderma harzianum* (Micobac) a razón de 50g/ha.
- Desinfección de hijuelos de alcachofa con Carboxin + Captan (Vitavax) a razón de 200g/100l.

b. "Oidiosis" *Oidium cynerea* Pers.

Control:

- Utilización de variedades tolerantes a la enfermedad como 'Green Globe'.
- Realizar riegos oportunos y adecuados (ligeros).
- Aplicación de Polisulfuro de Amonio (Sulf-liq) y Tebuconazol (Folicur) a razón de 1l /200 l y 250 ml/200 l de agua respectivamente.

c. "Pudrición gris de la inflorescencia" *Botrytis cinerea*. Pers.

Control:

- Podas de las hojas inferiores de la planta (maduras).
- Realizar araduras profundas.
- Aplicación de Sulfato de Cobre Pentahidratado (Pitón 27), a razón de 400 ml/200 l y Kasugamacina (Kasumin) a razón de 550 ml/200 l.

d. "Mancha foliar de la hoja" *Ramularia* spp.

Control:

- Eliminación de residuos contaminados (hojas).
- Rotación de cultivos.

- Eliminación de malezas.
- Aplicación de Fosfonato Potásico (Fitoprom) a razón de 550 ml/200 l y Sulfato de Cobre Pentahidratado (Phyton 27) a razón 400 ml/200l.

e. “Nemátodo nodulador de la raíz” *Meloidogyne incognita*

Control:

- Se recomienda incorporar altas cantidades de materia orgánica y aplicaciones de nematicidas.

2.1.8 Cosecha

En las variedades semi-perennes la primera cosecha suele iniciarse aproximadamente a los cuatro meses del trasplante de los hijuelos y hasta un mes más cuando se emplea plántulas. Para las cosechas siguientes, cuando hay chapodo, el inicio de la cosecha se produce a partir de los cuatro meses del brote.

Dependiendo de la variedad, la estación del año y el tamaño al que se desee cortar la alcachofa, el tiempo que media desde la emisión del botón floral hasta su máximo desarrollo puede variar entre 12 y 18 días; pero en cualquiera de los casos es el inicio de la soltura de las brácteas el que define el tamaño comercial máximo de la alcachofa.

El momento óptimo del corte para consumo fresco es más difícil de precisar en la variedad ‘Imperial Star’, porque mantiene cerradas sus brácteas más allá del inicio del desarrollo interno de sus flores, pudiendo “pasarse” fácilmente al tratar de lograr mayores calibres (CASTILLO, 1999).

En el Perú

En nuestro país, aunque el promedio con la variedad Criolla es semejante al obtenido en Europa, los mejores productores de la sierra central llegan a cosechar 100,000 capítulos, que pueden significar unos 20,000 kg/ha con un peso promedio de 200g por unidad. Una planta promedio bien manejada produce entre 2,0 y 2,6 kg, que se reparten entre el número de alcachofas que se cosechan. Cuando se trabaja para el mercado fresco se busca calibres altos, preferentemente arriba de 400 g por unidad, por lo que es difícil lograr más de seis capítulos por planta con ese peso. En cambio cuando es para la industria de envasado o congelado se puede lograr fácilmente entre veinticinco y treinta capítulos de 80 a 125 gr, que constituyen un buen tamaño para industria. Se ha registrado producciones entre 3,5 y 4,5 kg por planta en siembras a baja densidad, pero es algo que está muy lejos de la normalidad (CASTILLO, 1999; NICHÓ, 2001).

2.2 *Botrytis cinerea* Pers.: Fr.

Botrytis cinerea Pers.: Fr [teleomorfo: *Botryotinia fuckeliana* (de Bary) Whetzel], agente causal de la "podredumbre gris", infecta más de 200 especies vegetales distintas, determinando serias pérdidas económicas antes y después de la recolección. El patógeno puede atacar al cultivo en cualquier estado de desarrollo del mismo y puede infectar cualquier parte de la planta (AGRIOS, 1998; BEEVER AND PARKES 1993; DELGADO DE LA FLOR, 1988; BAZÁN DE SEGURA, 1975). Debido a la considerable incidencia del patógeno y a las repercusiones económicas que tienen en cultivos de importancia tales como

vid, tomate, fresa, ornamentales, etc. Son muy numerosos los estudios que se han realizado sobre la biología de *B. cinerea*, sobre las interacciones en las que éste participa y sobre los posible métodos de control del patógeno. La mayor parte de las estrategias de control utilizadas hasta el momento se han basado en el empleo de agentes químicos. Sin embargo, la utilización de fungicidas es cada vez menos recomendable y más restringida debido a los problemas de contaminación ambiental que de su aplicación se derivan y por la frecuente aparición de cepas del patógeno resistentes a los fungicidas utilizados (BENITO *et al.*, 2000).

Las posibilidades de desarrollar estrategias de control basadas en genotipos resistentes son reducidas, ya que no se han descrito genes de resistencia en las especies que infecta y, además, la diversidad fenotípica que muestran los distintos aislamientos del hongo es enorme. En este contexto, y con el objeto de diseñar estrategias de control válidas, resulta imprescindible profundizar en el conocimiento de los mecanismos de patogenicidad del hongo y de los mecanismos de defensa de la planta (KELLER *et al.*, 2003).

2.2.1 Factores de patogenicidad

Las esporas de *B. cinerea* pueden ser producidas sobre cualquier material vegetal y transportadas grandes distancias por corrientes de aire. Una vez que la espora ha alcanzado la superficie del huésped se inicia el ciclo de infección, que para facilitar su descripción y estudio, puede considerarse dividido en varias fases: 1) la adhesión y germinación de las esporas sobre la

superficie del huésped; 2) su penetración en el tejido vegetal, bien a través de heridas o de aberturas naturales, bien directamente mediante la participación de distintas actividades enzimáticas o mediante la participación de diversos procesos mecánicos (incluyendo la diferenciación de estructuras de penetración en algunos sistemas); 3) el establecimiento del patógeno en la zona de penetración, determinando la muerte de las células adyacentes al punto de penetración y dando lugar a la formación de una lesión primaria como consecuencia de la expresión de los mecanismos de defensa de la planta; 4) en muchos casos se inicia entonces una fase de latencia durante la cual los mecanismos de defensa de la planta parecen controlar al patógeno que permanece localizado en la áreas de necrosis correspondientes a las lesiones primarias; 5) transcurrido un tiempo, en algunas lesiones primarias el patógeno es capaz de vencer las barreras defensivas de la planta e inicia su diseminación en el tejido vegetal circundante a partir de aquéllas, determinando la colonización y la maceración del tejido infectado en un breve periodo de tiempo. Sobre el tejido infectado el patógeno produce una nueva generación de esporas que pueden iniciar un nuevo ciclo de infección (BENITO y ARRANZ 2000; REBORDITOS *et al.*, 2000).

2.2.2 Epifitiología

Las condiciones ambientales favorables para el desarrollo del moho gris son la temperatura y el agua libre. *Botrytis cinerea* presenta temperaturas cardinales de 35,5°C como máxima, 15-25°C la óptima y cerca de 0°C como

mínima; también se ve favorecido por humedad relativa alta y abundante agua libre, las que pueden estar dadas por lluvia, llovizna, rocío o neblina densa.

Con estos datos se puede precisar que para la formación de esclerocios se tiene un rango entre los 11 a 15°C y para su germinación se requieren entre 17 a 23°C. Para la esporulación necesita de un rango entre los 15 a 20°C, siendo el óptimo 18°C y para la germinación de éstas se necesitan cerca de 20°C. En todos los casos citados anteriormente, se requiere de una humedad relativa alta (ÁLVAREZ, 1987; VALIELA, 1978; BENITO *et al.*, 2000).

El agente causal del moho gris es *Botrytis cinerea* Pers. Ex Fr., cuyo teleomorfo es *Botryotinia fuckeliana* (de Bary) Wetzl, siendo este último sin importancia económica en Perú. *B. cinerea* se trata de un hongo que puede actuar como saprófito además de ser extremadamente polífago, ya que puede atacar desde cultivos hortofrutícolas, malezas y hasta plantaciones forestales, siendo los puntos anteriormente expuestos las razones del por qué es casi imposible su erradicación de un campo.

Puede atacar en distintos órganos y distintas etapas de desarrollo de la planta y del fruto, quedando como una infección latente con un desarrollo posterior (en el caso de atacar vides), produciendo pequeñas deformaciones (en el caso de atacar limones) o pudiendo llegar hasta el atizonamiento (en el caso de atacar durazneros o almendros) si es que la infección se produce en flor, mientras que se producirá una pudrición en el caso de atacar con el fruto

maduro. En el caso de *V. vinifera*, el mayor daño (física y económicamente hablando) se produce cuando el moho gris ataca al racimo (BENITO Y ARRANZ 2000; VAN BAARLEN 2006).

Esta enfermedad tiene como inóculo primario conidias (provenientes de su fase asexual), las que son liberadas gracias a mecanismos higroscópicos. Ellas se pueden diseminar por salpicado de lluvia, viento y pasivamente por insectos (LATORRE, 1986). Obviamente frente a una mayor cantidad de conidias, mayor es el riesgo de infección. Este es un patógeno muy agresivo, ya que tiene penetración directa gracias a enzimas pectinolíticas, por lo que no necesita de heridas ni de aberturas naturales (penetración indirecta), aunque sin duda estas facilitan su entrada.

Cuando una conidia llega a un tejido y las condiciones ambientales favorables están presentes, la conidia germina y se desarrolla el tubo germinativo y el cuerpo del apresorio, del cual nacen hifas con sus haustorios que penetran la cutícula en forma directa o indirecta, iniciándose así la infección y la invasión (LATORRE, 1986; VAN BAARLEN *et al.*, 2006). El período de tiempo que pasa desde la inoculación hasta el desarrollo de síntomas puede ser de menos de 24 horas frente a condiciones de temperatura y de agua libre óptimas, mientras que si estamos fuera de ese óptimo, la aparición de síntomas va a tomar más tiempo (ÁLVAREZ, 1987).

Puede invernar en plantas vivas (como malezas por ejemplo) o en restos de cosecha o restos de poda en descomposición como esclerocios y micelio resistente (LATORRE y VÁSQUEZ, 1996), teniendo este último la capacidad de reproducción, resistencia y diseminación, lo que les permite ser una fuente de inóculo muy importante para la temporada siguiente.

2.2.3 Necesidad de control químico

En un principio el control de esta enfermedad se basó casi exclusivamente en el uso de fungicidas, siendo los productos más importantes los de la familia de los Bencimidazoles (Benomilo, Metil-Tiofanato, Carbendazima) y posteriormente la de las Dicarboximidas (Iprodione, Procymidone, Vinclozólín). Debido a los problemas de resistencia y resistencia cruzada que existen, siempre están apareciendo nuevas familias con productos para su control, como por ejemplo las Estrobilurinas (Kresoxin-Metil, Azoxystrobin), los Fenilpirroles (Fludioxanil, Fenpiclonil), las Fenoxiquinolinas (Quinoxifen) y las Anilinopirimidinas (Androtropin, Ciprodinil, Mepanipirim, Pyrimethanil) (BENITO y ARRANZ 2000; SMITH, 1998; BLACHARSKI *et al.*, 2001). Se trata de un hongo que a pesar de continuas aplicaciones fungicidas, puede causar grandes pérdidas (BARGHOUT y ABOU-JAWDEH, 1993). Por lo que hay que evitar el uso indiscriminado de fungicidas. Se han creado estrategias para disminuir el desarrollo de cepas resistentes; además del control químico se tienen otras alternativas de control, como las prácticas culturales, dentro de las que se menciona el manejo del follaje como deshoje para la apertura de ventanas en el parronal, manejo del racimo (descole y

apertura del racimo) y un mejor manejo de la fertilización nitrogenada, ya que altos niveles de N en la planta la hacen más susceptible al moho gris y aumenta la severidad de la enfermedad (HOUMA *et al.*, 1998).

También está la alternativa del control biológico. Muchos estudios han mencionado a *Trichoderma* (*T. harzianum* y *T. viridae*) y a *Gliocladium* sp., como alternativas en el control del moho gris (AGRIOS, 1997), además de algunas bacterias como *Bacillus subtilis*, *Pseudomonas* spp. y *Streptomyces* sp. El problema de las alternativas biológicas y culturales, es que se tienen que acompañar del control químico para que sea eficiente, ya que por sí solas, no es suficiente (WILSON, 1997; ÁLVAREZ, 1987).

2.3 Fungicidas

2.3.1 Dithiocarbamates (Mancozeb, Propineb)

Los Dithiocarbamatos es uno de los grupos más importantes de fungicidas orgánicos (contacto) y en base a su modo de acción se dividen en dos grupos: Los Monoalkyldithiocarbamatos y los Dialkyldithiocarbamatos. Los Monoalkyl-dithiocarbamatos incluyen al Zineb, Maneb, Mancozeb, etc., mientras que los Dialkyldithiocarbamatos incluyen al Thiram, Ziram y Ferbam. Los Monolakyldithiocarbamatos poseen un hidrógeno reactivo en el átomo de nitrógeno el cual permite la formación de un isothiocianato altamente toxico. La toxicidad de estos fungicidas está basada en la generación del isothiocianato. Estos fungicidas alteran la permeabilidad de las células fungales e inactivan los grupos thioles de enzimas esenciales (VIDHYASEKARAN, 2004).

Propiedades físicas y químicas de Mancozeb

- Estado físico: Polvo.
- Apariencia y olor: Color: verde-amarillo. Olor: Característico.
- Concentración: 800 gr
- pH (a 5% dispersión agua): 6,5 – 8,0
- Temperatura de descomposición (Punto de fusión): 194 a 204°C
- Punto de inflamación: 137.8°C (Tasa abierta). No es inflamable.
- Temperatura de autoignición: 132°C
- Explosividad: No es explosivo.
- Peligros de fuego o explosión: No es explosivo.
- Temperatura de ebullición: No hay información disponible.
- Presión de vapor a 20°C: Despreciable.
- Densidad de vapor: No disponible.
- Densidad a 20°C: 30-35 lbs/cu. Ft
- Solubilidad en agua y otros solventes orgánicos: En agua: 0,006 gr/l a 25°C (prácticamente insoluble).
- En solventes orgánicos: agentes quelantes.
- Coeficiente de partición Octanol/agua: Log Kow: No se puede determinar por ser insoluble en agua y solventes orgánicos.

Propiedades físicas y químicas de Propineb

- Estado: Polvo
- Color: Beige
- Olor: Débil, específico del producto

- Inflamabilidad (sólido, gas): No se enciende.92/69/EEC, A10 Inflamabilidad (sólidos)
- Clase de explosión de polvo: Capaz de causar una explosión de polvo.
- Solubilidad: En agua dispersable
- Número de combustión: CN5 Combustión completa con llamas
- Explosividad: No explosivo 92/69/EEC, A.14 / OECD 113
- Otra información: No es fácilmente inflamable.

2.3.2 Phthalimides (Captan)

Captan, Captafol y Folpet son los fungicidas protectantes más importantes del grupo de las Phthalimidias. Estos fungicidas oxidan e inactivan enzimas con grupos thioles. Además, reducen el nivel de glutathion en las células fungales, inhibiendo fuertemente la respiración. Varias enzimas tales como Glyceraldehydo-3-phosphato dehidrogenasa, carboxilasa, hexokinasa y aldolasa son inhibidas por estos fungicidas. También pueden inactivar la coenzima A. Tienen múltiples sitios de acción en el sistema metabólico de los hongos (VIDHYASEKARAN, 2004).

Propiedades físicas y químicas del Captan

- Estado físico: Polvo amorfo
- Apariencia y olor: Color crema. Olor característico.
- Concentración: 83%
- pH concentración y temperatura (20°C): Información no disponible.
- Punto de fusión: 158-164°C

- Temperatura de autoignición: No inflamable
- Peligros de fuego o explosión: No explosivo
- Presión de vapor: $2,4 \times 10^{-4}$ Pa a 40°C
- Densidad a 20°C: 440 gr/l
- Solubilidad en agua y otros solventes: Insoluble en agua.

2.3.3 Inhibidores de la síntesis del esterol: Imidazoles (Prochloraz)

Varios fungicidas sistémicos actúan inhibiendo la síntesis del esterol en hongos. Los esteroides son comúnmente encontrados en los hongos y el ergosterol es el principal esterol de los hongos. El ergosterol está involucrado en la integridad de la membrana, y la reducción de la síntesis del ergosterol conlleva a la disrupción de la membrana y derrame de los electrolitos en las células fungales (VIDHYASEKARAN, 2004; LA TORRE, 1989).

Los inhibidores de la síntesis del ergosterol contienen a los grupos de fungicidas más comerciales como: Triazoles, Imidazoles, Piridinas, Pirimidinas y Piperazinas. Imazalil, Prochloraz y Triflumizol son los Imidazoles más importantes. Los IBEs inhiben a todos los grupos de hongos excepto aquellos pertenecientes a Chromistas y Oomycetos (VIDHYASEKARAN, 2004; LA TORRE, 1989).

Propiedades físicas y químicas del Prochloraz

- Estado físico: Líquido
- Apariencia, color y olor: Líquido beige/grisáceo, aromático.

- pH: No aplicable.
- Temperatura de ignición: No disponible.
- Presión de vapor: 3.66 (xileno) hPa a 20°C
- Punto de inflamación (flash point): 23°C (DIN 51755)
- Propiedades explosivas: Límite inferior: 1.1% v/v (xileno).
- Límite superior: 6.6% v/v (xileno).
- Líquido inflamable, cuyos vapores pueden formar una mezcla explosiva con el aire.
- Densidad relativa: 1.12 gr/cm³.

2.3.4 Benzimidazoles (Benomil, Thiabendazol)

Los benzimidazoles actúan principalmente sobre la división nuclear y celular. La división nuclear es inhibida por el enlace de los benzimidazoles a las proteínas microtubulares involucradas en la síntesis del huso mitótico. Los microtubulos son formados por la tubulina, una proteína heterodimerica con subunidades como hélices, las cuales forman una parte esencial del citoesqueleto en las células fungales.

Los benzimidazoles son activos en la formación del huso cromático y en la segregación de los cromosomas de la división celular, mostrando alta afinidad por la proteína tubulina. Estos eventos conllevan a la muerte de las células fungales. El sitio de acción de los Benzimidazoles es la tubulina. La modificación de un solo aminoácido como resultado de un cambio mutacional en la tubulina confiere resistencia a los Benzimidazoles. Son altamente

selectivos en su acción contra los hongos y no inhiben a los hongos pertenecientes a Oomycetos y *Alternaria* spp., aun cuando estos hongos también contienen tubulina (VIDHYASEKARAN, 2004).

Propiedades físicas y químicas del Benomil

Sólido cristalino de color blanco, con olor ligeramente áspero. Su punto de fusión es igual a 140°C, temperatura a la que se descompone. Su solubilidad (expresada en gr/kg) en diferentes compuestos a 25°C es la siguiente: en acetona de 18, en cloroformo de 94, en dimetilformamida de 53, en etanol de 4, en heptano de 0.4 y en xileno de 10.

En algunos disolventes se disocia y forma Carbendazima e Isocianato de Butilo. Esta sustancia se descompone en presencia de ácidos y bases fuertes o cuando se calienta, produciendo gases tóxicos que incluyen a los óxidos de nitrógeno. No es corrosiva para los metales.

Propiedades físicas y químicas de Thiabendazol

- Cristales incoloros
- Sin olor ni sabor.
- Punto de fusión es igual a 305°C.
- Su solubilidad en agua es igual a 50 mg/l a 25°C.
- Es muy soluble en ácidos o bases diluidos, pero ligeramente soluble en alcoholes, ésteres e hidrocarburos clorados.
- Su presión de vapor es igual a 4×10^{-9} mm Hg a 25°C.

- Esta sustancia no es higroscópica y sublima al ser calentada a 310°C.

2.3.5 Anilinopyrimidines (Pyrimethanil)

Cyprodanil y Pyrimethanil son los fungicidas Anilinopyrimidinas más importantes que inhiben la producción y secreción de las enzimas fungales involucradas en la penetración de la pared celular de la planta. Estas enzimas incluyen enzimas pécticas, celulasas y proteinasas (VIDHYASEKARAN, 2004).

Propiedades físicas y químicas de Pyrimethanil

- Estado físico: Líquido
- Apariencia, color y olor: Suspensión acuosa, color beige, casi inodoro.
- pH: 4.5-5.5 (100 gr/l a 20°C).
- Temperatura de descomposición: No se descompone si es utilizado de acuerdo a las especificaciones.
- Punto de inflamación (flash point): No aplicable
- Temperatura de autoignición: El producto no tiene autoignición
- Propiedades explosivas: No es explosivo
- Presión de vapor: 23 pa a 20°C
- Densidad relativa: 1.05 gr/cm³ a 20°C.
- Viscosidad: Dinámica a 20°C = 70-150 mPas
- Solubilidad en agua y otros solventes: Dispersable en agua/insoluble en solventes orgánicos.

2.3.6 Dicarboximides (Iprodione)

Las Dicarboximidias y compuestos relacionados incluyen al Iprodione, Procimidone, Vinclozolin y Clozolinato. Inhiben la germinación conidial y crecimiento micelial, induciendo al hinchamiento y explosión de las hifas, alterando el metabolismo lipídico y síntesis de DNA en las células fungales. Además, inhiben ciertas enzimas flavin tales como NAPDH-Citocromo Reductasa.

Esta acción puede resultar en un flujo de electrones anormales produciendo especies de oxígeno activo como H_2O_2 y aniones superóxido, lo cual conlleva a la destrucción de la membrana y varios efectos tóxicos no específicos (VIDHYASEKARAN, 2004).

Propiedades físicas y químicas del Iprodione

- Apariencia: Polvo sólido de color blanco de suave olor.
- Gravedad específica (Agua=1): NR
- Punto de ebullición (°C): NR
- Punto de fusión (°C): NR
- Densidad relativa del vapor (Aire=1): 0.350 relativa con compresión.
- Presión de vapor (mm Hg): NR
- Viscosidad (cp): NR
- pH: 5.0 - 6.0
- Solubilidad: Dispersable en agua.
- Reactividad: NR, incompatibilidades o materiales a evitar: NR

2.3.7 Chlorophenyls (Clorotalonil)

El Clorotalonil es un fungicida Clorofenil y un importante fungicida protectante. Este fungicida, baja marcadamente el nivel de grupos thioles solubles y ligados a la célula de los hongos. El fungicida inactiva las enzimas thioles como alcohol dehidrogenasa, gliceraldeido-3-fosfato dehidrogenasa y malato dehidrogenasa. No inactiva las enzimas que no son thioles. El mecanismo del fungicida parece estar basado en la inactivación de los thioles (VIDHYASEKARAN, 2004).

Propiedades físico-químicas de Clorotalonil

- T° de ebullición: No determinada
- T° de fusión: No aplica
- T° de autoignición: No se autoignicia
- Densidad relativa: 1.21 g/cm³ a 20°C
- Densidad de vapor: No establecida
- Estado físico líquido, suspensión acuosa color gris claro, olor suave característico
- Solubilidad: Dispersable en agua. Insoluble en solventes orgánicos.
- Presión de vapor: 38 hPa a 20°C
- Porcentaje de volatilidad: No establecida
- Límites de inflamabilidad o explosividad: No establecido.

III. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1 Ubicación del experimento

El presente trabajo se realizó en los laboratorios y en los campos de cultivo de la Universidad Nacional Agraria La Molina (UNALM), ubicado en el distrito de La Molina - Lima; cuyas coordenadas UTM son: S 120506, N 765700, y a una altitud de 238 msnm.

3.1.1 Historia de campo

El campo experimental donde se ejecutó el presente trabajo de investigación fue utilizado para varios cultivos rotativos como cebada, leguminosas, trigo, maíz y últimamente el cultivo de alcachofa que tiene una edad de 2.5 años. En cuanto a la topografía, el campo presenta un relieve homogéneo, el sistema de riego que se viene utilizando es el sistema de riego por gravedad.

3.1.2 Condiciones climáticas

Para el presente trabajo de investigación se tomaron datos de Estación Meteorológica de la Universidad Nacional Agraria La Molina cuyos resultados se muestran en el Cuadro 1.

Cuadro 1. Datos meteorológicos registrados durante la ejecución del experimento en campo (Agosto-October, 2008).

Meses	Temperatura máxima	Temperatura mínima	Temperatura media	Humedad relativa
Agosto	16.9	12.5	14.7	90.0
Septiembre	17.9	12.5	15.2	88.0
October	19.9	12.8	16.4	87.0
Total	54.7	37.8	46.3	265.0
Promedio	18.2	12.6	15.4	88.3

Fuente: Observatorio meteorológico A. Von Humboldt-UNALM. Lat: 12°05s Long: 76°57'w
Alt: 243.7msnm

En el Cuadro 1, se observa que la temperatura media mensual durante el periodo de ejecución del experimento fluctuó entre 14,7 a 16,4; valores que se encuentran dentro del rango para el desarrollo óptimo de la alcachofa.

3.2 Metodología

3.2.1. Identificación del patógeno

Recolección de muestras enfermas

El muestreo se realizó en los campos de la unidad de riego de la Universidad Nacional Agraria La Molina. Se tomaron 20 cabezas de alcachofa, las cuales fueron colocadas en bolsas de papel y/o plásticas, para facilitar el traslado y no alterar los síntomas y/o signos que se pudieran presentar en el caso de las cabezas afectadas por patógenos.

Posteriormente, todas las muestras fueron llevadas antes de las 24 horas al Laboratorio de Fitopatología de la UNALM, para la selección correspondiente. La selección de síntomas y signos en las cabezas se realizó mediante el uso de un estereoscopio, de acuerdo a características como: esporulación y pudriciones húmedas, relacionando estos con la bibliografía consultada.

Aislamiento del patógeno

Se seleccionó una lesión de las brácteas de las cabezas de alcachofa muestreadas (lesiones iniciales), posteriormente se procedió al lavado de esta con agua corriente y luego sumergida en una solución de hipoclorito de sodio al 1% por 5 minutos con el propósito de eliminar contaminantes y microorganismos superficiales. Después de enjuagar bien con agua destilada (3 veces) se procedió a orear la muestra de tejido vegetal en la cámara de siembra. Una vez secado la muestra a temperatura ambiente se procedió a sembrar y transferir a placas petri conteniendo medio papa dextrosa agar oxitetraciclina (PDAO).

Las placas fueron incubadas a $26 \pm 2^{\circ}\text{C}$ por espacio de 7 días. Las colonias que desarrollaron fueron seleccionadas y reaisladas para su purificación, y observar sus características morfológicas y de crecimiento en el medio, para posteriormente ser identificados mediante el uso de claves de identificación de hongos, para realizar posteriormente su prueba de patogenicidad.

Identificación

La identificación del hongo aislado se realizó en base a las claves micológicas de BARNETT (1972) y ELLIS (1971) considerando las características culturales de la colonia (aspecto, coloración) y también por las características microscópicas (tipo y tamaño de las estructuras propagativas).

Prueba de patogenicidad

Para la prueba de patogenicidad se utilizó cabezas de alcachofa sanas y desinfestadas con clórox al 0.5% por 3 minutos. Las inoculaciones se realizaron en una cámara de siembra, haciendo una herida por punción donde se colocó 10 discos de micelio más esporas del hongo por cabeza de alcachofa. Las cabezas de alcachofa que sirvieron de testigos fueron inoculados sólo con medio de cultivo. Todas las cabezas inoculadas fueron incubadas en cámaras húmedas por 7 días y a temperatura ambiente.

Caracterización de lesiones ocasionadas por el patógeno

La caracterización de las lesiones se realizó en condiciones de campo, para lo cual se seleccionaron al azar 3 plantas de alcachofa en estado de floración, de las cuales se inocularon 2 cabezas por planta. Las inoculaciones se realizaron mediante una herida por punción en las brácteas, donde se colocó 1 disco de PDA conteniendo micelio más esporas del hongo. Todas las cabezas inoculadas fueron observadas diariamente hasta los 15 días.

3.2.2. Control químico in vitro

Se realizó mediante el método del medio envenenado, para lo cual se preparo 1.5 l de medio de cultivo PDA, el cual se distribuyó en botellas de 100 ml y esterilizadas a 121°C por un hora. El cálculo de las dosis de fungicidas utilizados (tratamientos) se realizó en base en base a 100 ml de la solución.

En la cámara de siembra, se procedió a la mezcla de los fungicidas y el medio de cultivo, para lo cual, el tratamiento Benomil se diluyo previamente en 10 ml de alcohol, mientras que el resto de los fungicidas en 10 ml de agua. Posteriormente se procedió al plaquéo de los 11 tratamientos (5 placas por tratamiento), los cuales se presentan en el Cuadro 2. La siembra se realizo en la parte central de cada placa las cuales fueron incubadas a 25°C. Se evaluó el efecto de los fungicidas midiendo el radio o diámetro del patógeno por tratamiento. Para obtener la tasa de crecimiento se calcula mediante el uso la siguiente fórmula:

$$RC = \frac{IC}{TT}$$

Donde: RC = Tasa de crecimiento, IC = Incremento total (cm), TT = Tiempo total (días).

3.2.3 Control químico en condiciones de campo

El control químico en condiciones de campo se realizó en un campo de producción de alcachofa de la Universidad Nacional Agraria La Molina.

Campo de producción de alcachofa

El campo de producción donde se realizó el experimento fue instalado con el cultivar 'Green Globe', en septiembre del 2007. El trasplante se realizó acorde a los siguientes distanciamientos. 80 cm entre plantas y 1.20 m entre surcos. El tipo de riego utilizado fue el de gravedad, y la dosis de fertilización base fue de 200-140-180 (NPK) kg/ha.

Cuadro 2. Tratamientos y dosis utilizadas en el control químico in vitro de la podredumbre en cabezas de alcachofa.

Tratamientos	Producto comercial	Ingrediente activo	Dosis
T ₁	Benzomil® 500	Benomil	0.1% p/v
T ₂	Kaptan® BASF	Captan	0.1% p/v
T ₃	Clortosip® L 500	Clorotalonil	0.5% p/v
T ₄	Extracto de cítricos®	Semilla de toronja	90 ml /200 l de agua
T ₅	Rovral® 50 WP	Iprodione	0.30% p/v
T ₆	Manzate® SF	Mancozeb	0.25% p/v
T ₇	Scala® 400 SC	Pyrimethanil	0.15% p/v
T ₈	Sportak®	Prochloraz	0.125% p/v
T ₉	Antracol® 70 WP	Propineb	0.5-0.6 kg/200 l de agua
T ₁₀	Mertec® 500 SC	Thiabendazol	200 ml/200 l de agua
T ₁₁	Testigo	-	-

Demarcación del área experimental

El presente experimento se realizó en un campo de producción de alcachofa, donde se efectuó la medición de las unidades experimentales (28 plantas c/u) para luego demarcar con estacas (carrizos de 1 m de alto) los bloques y tratamientos.

Características del campo experimental

Área total del terreno: 735.3 m²

Área neta del terreno: 504 m²

Aplicación de los tratamientos

Se realizaron 3 aplicaciones, siendo la primera al inicio de la floración y las otras dos a los 7 y 14 días de la primera aplicación respectivamente. Los fungicidas se aplicaron foliarmente (dirigido a las cabezas), con la ayuda de una asperjadora de espalda manual Bayer, la cual posee una presión de trabajo de 5 kgf/cm², boquilla JD-12P de 45 lbf/pol² y un caudal de 615 ml/min.

Antes de cada aplicación se realizó una prueba de aspersion, la cual consistió en medir el gasto de agua asperjado en las plantas de alcachofa de una parcela experimental (litros de agua por parcela experimental), este gasto de agua fue de 2 cilindros/ha. En cuanto a la calidad del agua utilizada para la aplicación de los tratamientos es de dureza alta, con pH de 7,2; conductividad eléctrica de 0,12 – 0,27 mmhos/cm). Todos los fungicidas se

aplicaron a las dosis comerciales recomendadas por el fabricante, al tratamiento control no se le aplicó ningún fungicida orientado al control de *Botrytis*, solo se le aplicaron pesticidas para el control de otras plagas y/o enfermedades.

Tratamientos en estudio

Los tratamientos utilizados en campo fueron cuatro fungicidas y testigo sin aplicación, la clave de los tratamientos, ingrediente activo, nombre comercial y dosis de los productos se muestran en el Cuadro 3.

Cuadro 3. Tratamientos para el control químico en condiciones de campo.

Clave	Tratamientos	Ingrediente activo(i.a)	Nombre comercial	Dosis
T ₁	Benomil	Benomil	Benzomil® 500	325cc/cilindro
T ₂	Iprodione	Iprodione	Rovral® 50 WP	325cc/cilindro
T ₃	Procloraz	Procloraz	Sportak®	325cc/cilindro
T ₄	Thiabendazol	Thiabendazol	Mertec® 500 SC	200ml/cilindro
T ₅	Testigo	-	-	-

3.2.4. Ejecución del experimento

Para la ejecución del presente experimento se procedió a realizar las siguientes prácticas culturales:

Preparación del terreno

Al tratarse del cultivo de alcachofa que es una planta bianual o trianual, la preparación del suelo debe ser lo más perfecta posible. El suelo se

preparó mediante labores profundas, que aseguren una buena permeabilidad y aireación del suelo en profundidad. Posteriormente se efectuaron pases de fresadora para desmenuzar el terreno superficialmente, y posteriormente la nivelación. Todo este proceso se dio en el mes de abril del 2007.

La siembra

La alcachofa tradicionalmente se siembra utilizando hijuelos (llamados bubones) que salen en la base de las plantas adultas este proceso de siembra se dio en la quincena de abril del 2007.

Fertilización

Para la fertilización se aplicó en forma fraccionada, primero al momento de realizar la preparación de suelo y otra después de 15-20 días del primer riego.

Control de malezas

El control de malezas se realizó manualmente, sobre todo alrededor de la planta, se realizó el control de malezas cuantas veces sea necesario durante el ciclo de cultivo.

Riegos

Antes del transplante se realizó un riego para garantizar la suficiente humedad y favorecer el prendimiento y enraizamiento de los plantines de alcachofa. Se realizaron los riegos por gravedad cada 15 días hasta después de la formación de las cabezas de alcachofa.

3.2.5 Otras labores culturales

Replante

Es decir la reposición de plantas que no prendieron luego del trasplante inicial. Esta operación se debe realizo hasta 30 días luego del trasplante inicial.

Poda de formación

Una vez concluida la cosecha o recolección del primer ciclo de cultivo, y cada ciclo siguiente, se corta el tallo principal de la planta al ras del suelo. Esta poda favorece el nuevo crecimiento de la planta y formación de frutos nuevos, así como el desarrollo de hijuelos. Este corte se realizó a bisel (angulado) con una podadora o con un cuchillo afilado.

3.2.6 Parámetros evaluados

Incidencia

Este parámetro se evaluó contando el número de plantas de alcachofa, con cabezas que mostraban el síntoma de esta enfermedad por unidad experimental (25.2 m²) en relación al número de plantas totales (28 plantas/parcela). Las evaluaciones fueron a los 0 y 3 días de la primera aplicación y, 3 días de la segunda y tercera aplicación. Los resultados de estas evaluaciones fueron expresados en porcentaje.

Severidad

La evaluación de este parámetro se realizó mediante la siguiente escala de evaluación modificada, propuesta por ZIMAND *et al*, (1996): 0 = sin síntomas visibles, 1 = 1-5%, 2 = 6-12%, 3 = 13-25%, 4 = 26-50%, 5 = 51-100% de manchas o áreas necróticas sobre las brácteas de la cabeza de alcachofa.

En el campo, se eligieron tres plantas de la zona central de cada parcela experimental y se determinó la severidad para cada cabeza de alcachofa, finalmente estos resultados fueron convertidos en un solo valor (promedio) para toda la planta.

3.2.7 Diseño experimental

El diseño estadístico que se empleó en la prueba de control químico in Vitro fue el completamente randomizado (DCA), para lo cual se evaluó 11 tratamientos con cinco repeticiones.

Modelo aditivo lineal del DCA: $Y_{ij} = \mu + T_i + \xi_{ij}$

Donde:

- Y_{ij} : Respuesta del i-esimo tratamiento en la j-esima observación.
- μ : Efecto de la media general.
- T_i : Efecto del i-esimo tratamiento.
- ξ_{ij} : Efecto aleatorio del error experimental.

Para la prueba de control químico en condiciones de campo se empleo un diseño de bloques completamente randomizado (DBCA) con 5 tratamientos y 4 repeticiones.

En estos diseños los tratamientos se distribuyeron al azar. Estos diseños son útiles para estudios de métodos y técnicas de trabajo en campo y laboratorio, estudios de invernadero, para estudiar diferentes dosis de productos químicos como pesticidas hormonas etc. Las diferencias entre los promedios se evaluaron a través de la prueba de Tuckey ($\alpha= 0.05$).

IV. RESULTADOS

4.1 Identificación del patógeno

Los hongos aislados e identificados de las cabezas de alcachofa colectadas en los campos de la unidad de riego de la Universidad Nacional Agraria La Molina fueron los que se muestran en los Cuadros 4 y 5.

Cuadro 4. Géneros de hongos aislados en el primer muestreo de cabezas de alcachofas con signos de pudrición.

Aislamientos	Géneros de hongos
A ₁	<i>Cladosporium</i> sp. + <i>Botrytis</i> sp.
A ₂	<i>Fusarium</i> sp + <i>Botrytis</i> sp
A ₃	-
A ₄	<i>Paecilomyces</i> sp. + <i>Botrytis</i> sp.
A ₅	<i>Botrytis</i> sp.

Cuadro 5. Géneros de hongos aislados del segundo muestreo de cabezas de alcachofas con signos de pudrición.

Aislamientos	Géneros de hongos
A ₁	-
A ₂	-
A ₃	<i>Botrytis</i> sp.
A ₄	<i>Botrytis</i> sp.
A ₅	<i>Paecilomyces</i> sp.

4.1.1 Identificación a nivel de género

El género *Botrytis* sp., de los aislamientos en medio PDA fueron de crecimiento rápido, observándose al inicio del desarrollo de la colonia un micelio de coloración blanquecino, el cual posteriormente se tornó de color marrón oscuro (Figura 1).

El micelio se encuentra parcialmente inmerso en el medio. Los conidióforos son rectos, de color marrón y ramificados dicotómicamente o tricotómicamente generalmente en la región apical; las ramificaciones presentan hinchamientos en sus terminales formando ampulas conidiógenas poco coloreadas o pálidas (Figura 2). La célula conidiógena es integrada, esférica y denticulada. Las conidias son simples (sin septas), pálidas, lisas y esféricas ó sub-esféricas (Figura 3).

4.1.2 Clasificación sistemática

Reyno : Fungi
Phyllum : Deuteromycota
Clase : Hyphomycetes
Sub- Clase : Hyphomycetidae
Orden : Moniliales
Familia : Moniliaceae
Género : *Botrytis*



Figura 1. Colonia de *Botrytis* sp. en medio PDAO: A. Placa petri. B. Tubo de ensayo.



Figura 2. Conidióforo con ramificaciones dicotómicas y tricotómicas de *Botrytis* sp. (10X).



Figura 3. Célula conidiogénica y conidias de *Botrytis* sp. (40X).

4.1.3 Identificación a nivel de especie de *Botrytis* sp. aislado de cabezas de alcachofa.

Conidia: Elipsoidal, marrón pálida, lisa y sin septas. Las medidas del largo y ancho en promedio son de 11,8 mm y 8,14 um respectivamente.

Conidióforo: Recto, marrón, liso y septado con ramificaciones en la región apical. Las medidas de longitud y ancho en promedio fueron de 1,9 mm y 27,1 um respectivamente.

Las características ó medidas del conidióforo y conidia coinciden con las medidas que se presentan para *Botrytis cinerea* Pers., en la clave de ELLIS (1971).

4.1.4 Prueba de patogenicidad

Al evaluar las cabezas de alcachofa inoculadas con micelio de *Botrytis cinerea*, se obtuvieron los mismos síntomas observados al momento del muestreo como: manchas oscuras en las brácteas de las cabezas de alcachofa, las cuales abarcan hasta la zona apical de estas y otras brácteas (Figura 4), en las cuales al cabo de unos días se observaron fructificación de coloración gris típicas de *B. cinerea* (Figura 5). En el reaislamiento se obtuvo en cultivo puro, al hongo inoculado *B. cinerea*, con lo cual se cumplió los postulados de Koch.

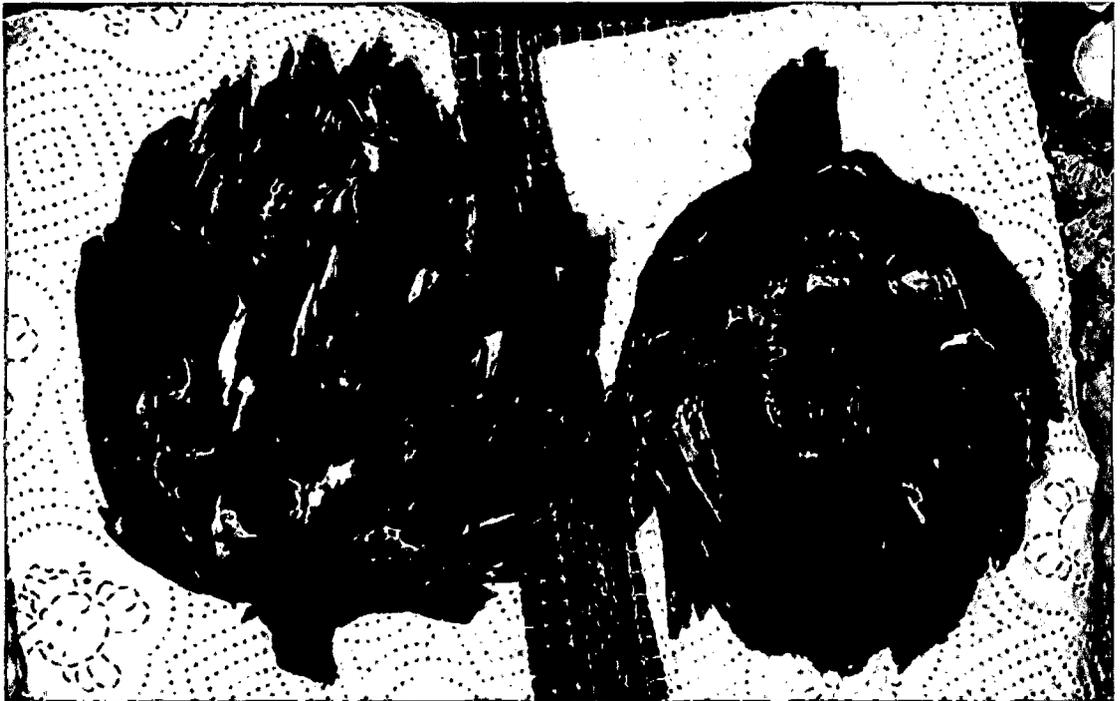


Figura 4. Cabezas de alcachofa con manchas oscuras en brácteas inoculadas con *Botrytis cinerea* Pers.

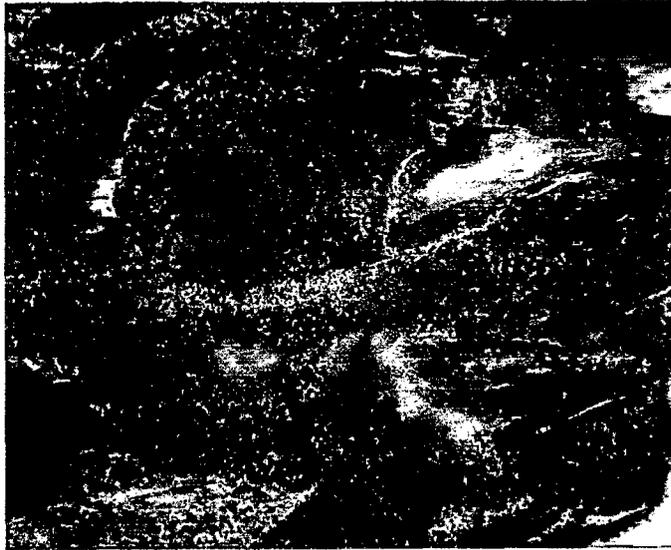


Figura 5. Fructificación de coloración gris típica de *Botrytis cinerea* Pers. inoculadas en cabezas de alcachofa.

4.1.5 Caracterización de lesiones ocasionadas por *Botrytis cinerea* Pers en cabezas de alcachofa

Los primeros síntomas son pequeñas manchas oscuras en los puntos de inoculación las cuales fueron observados a los 5 días de la inoculación (Figura 6). Posteriormente estas manchas fueron creciendo en forma alargada en las brácteas avanzando hasta la zona apical de estas, sin embargo localizadas más abundantemente en sus partes laterales. Al cabo de unos días sobre estas manchas se observó micelio con fructificaciones grises típicas de *Botrytis cinerea*. Se observó que las lesiones avanzaban más rápidamente cuando la humedad relativa era alta y persistente en intensas lloviznas.

4.2. Control químico in vitro

Los resultados obtenidos se muestran en los cuadros y gráficos que se presentan a continuación. Para la interpretación de los resultados se ha efectuado el análisis de variancia, así como la prueba de Tukey para las características evaluadas.

En el Cuadro 6 y Figura 6, se puede observar los valores del crecimiento radial de cada tratamiento durante las cinco evaluaciones, donde se muestra que todos los fungicidas probados tuvieron efecto en el control *B. cinerea* a partir de la segunda evaluación. En el Cuadro 7 y Figura 7, se muestra que todos los tratamientos evaluados tuvieron diferencias estadísticamente significativas con el tratamiento control (sin fungicida) ($\alpha > 0.05$).

Los tratamientos Benomil, Iprodione, Procloraz y Thiabendazol con valores de 0.00 cm de crecimiento radial fueron los fungicidas que tuvieron mejor efecto en el control in vitro de *B. cinerea* (Figuras. 9A, 10A, 11B y 12B). Mientras que, los demás tratamientos probados como Captan, Clorotalonil, Extracto de Cítricos, Mancozeb, Pyrimetanil y Propineb oscilan entre 0,37 cm para el Propineb y 0,83 cm en el caso del Pyrimetanil (Figuras 8B, 9A, 9B, 10B, 11A, 12A y 13).

Cuadro 6. Crecimiento radial promedio (cm) de *Botrytis cinerea* in vitro, en PDA envenenado con fungicidas.

Tratamientos	Evaluación (días)				
	1	2	3	4	5
Captan	0,00	0,40	0,58	0,82	1,12
Clorotalonil	0,00	0,04	0,43	0,75	1,29
Extracto de cítricos	0,00	0,65	0,92	1,23	1,49
Iprodione	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
Mancozeb	0,02	0,51	0,85	1,04	1,26
Pirimetanil	0,00	0,30	0,69	0,97	1,73
Procloraz	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
Propineb	0,00	0,12	0,34	0,62	0,80
Thiabendazol	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
Testigo	0,53	1,28	1,81	2,56	3,44

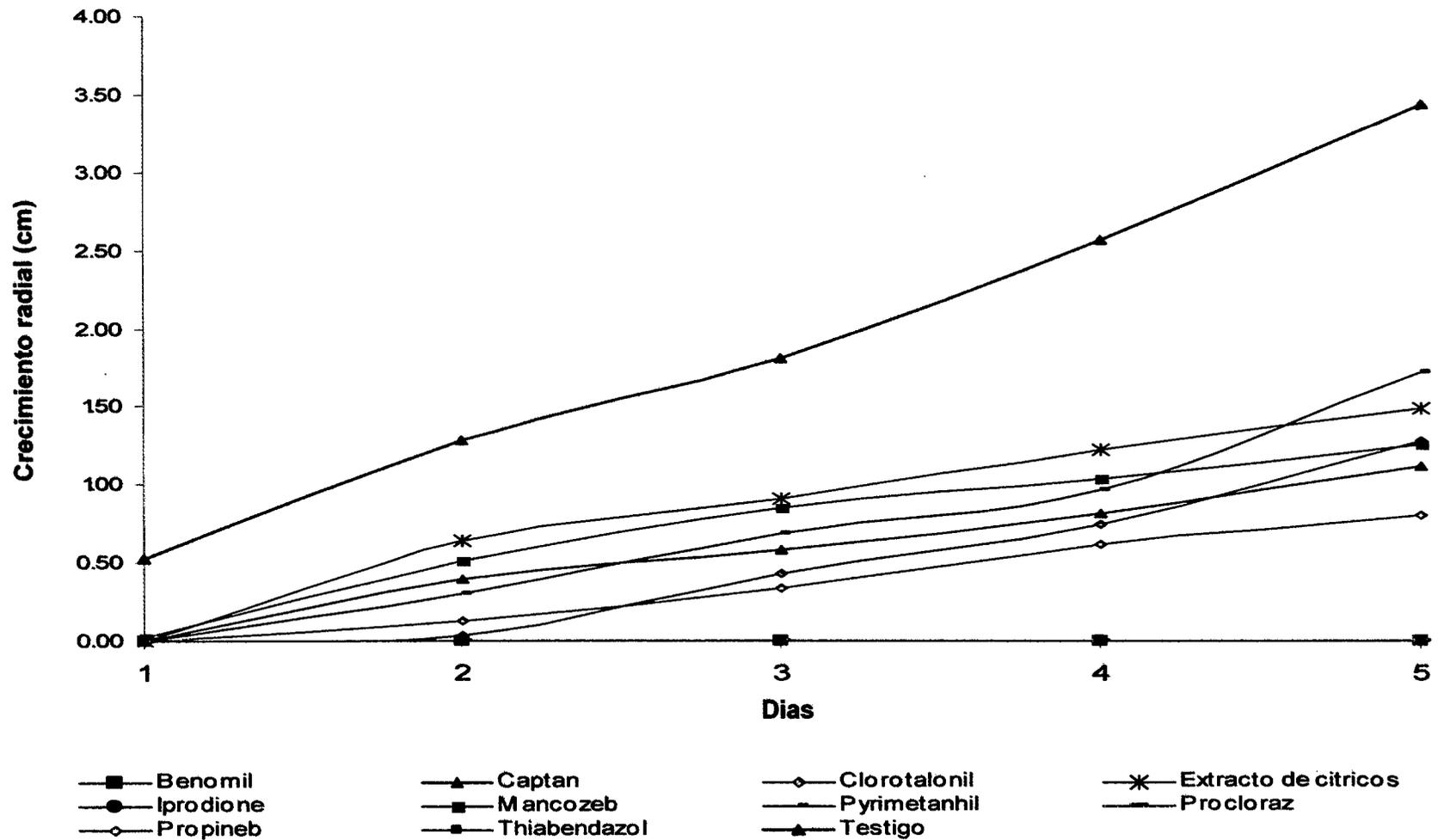


Figura 6. Crecimiento radial de *Botrytis cinera* Pers. en PDA envenenado con fungicidas, días después de incubación.

Cuadro 7. Tasa de crecimiento micleal de *Botrytis cinerea* en PDA envenenado con fungicida aislado de cabezas de alcachofa (Tuckey $\alpha = 0.05$).

Tratamientos	Tasa de crecimiento micleal (cm)	Significancia
Testigo	1,92	a
Extracto de cítricos	0,86	b
Pirimetaniil	0,74	c
Mancozeb	0,73	c
Captan	0,58	d
Clorotalonil	0,50	e
Propineb	0,37	f
Benomil	0,00	g
Iprodione	0,00	g
Procloraz	0,00	g
Tiabendazol	0,00	g

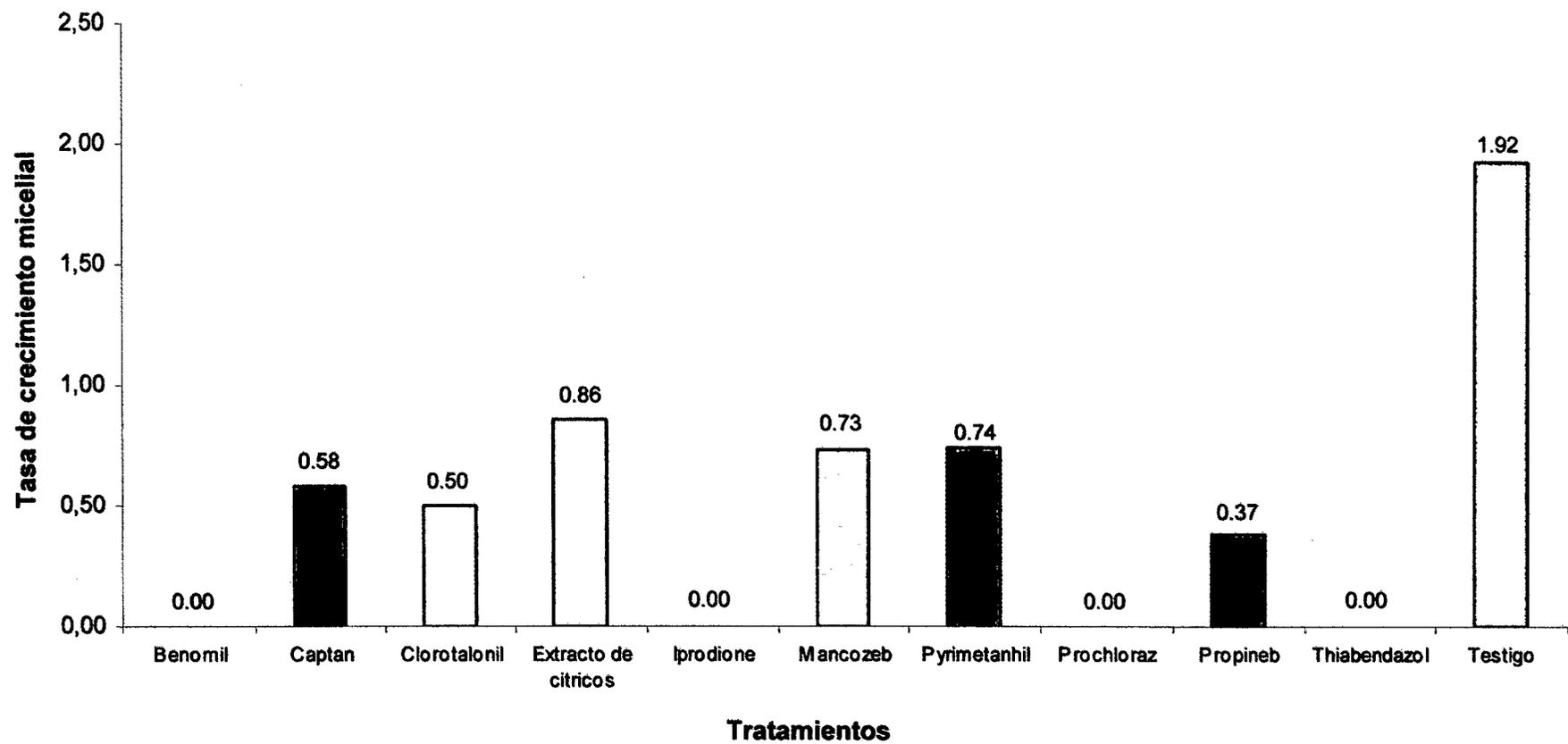


Figura 7. Tasa de crecimiento micelial de *Botrytis cinerea* Pers. en PDA envenenado con fungicida (Tuckey $\alpha = 0.05$).

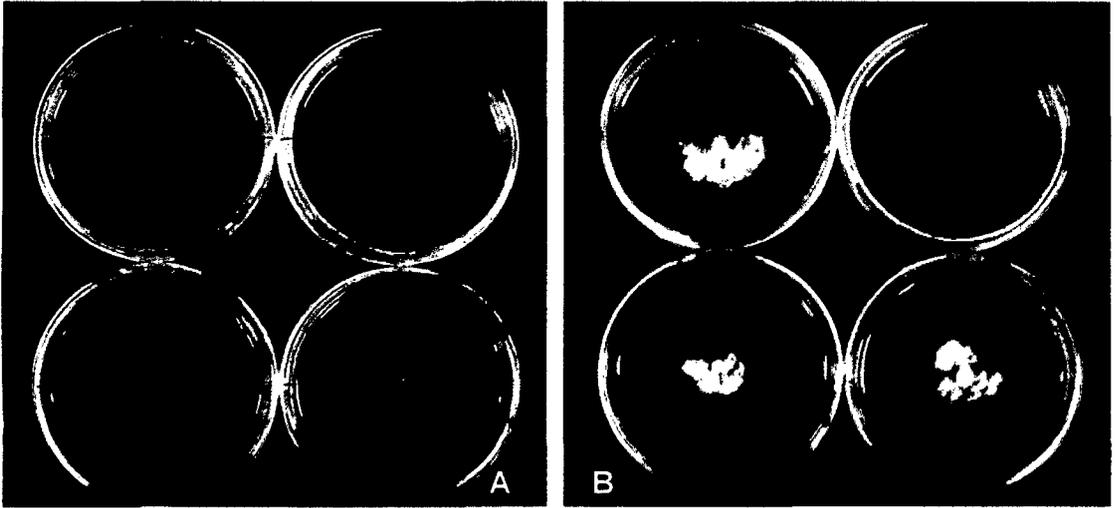


Figura 8. Crecimiento radial: A. Benomil y B. Captan, en el control químico in vitro de *Botrytis cinerea* Pers.

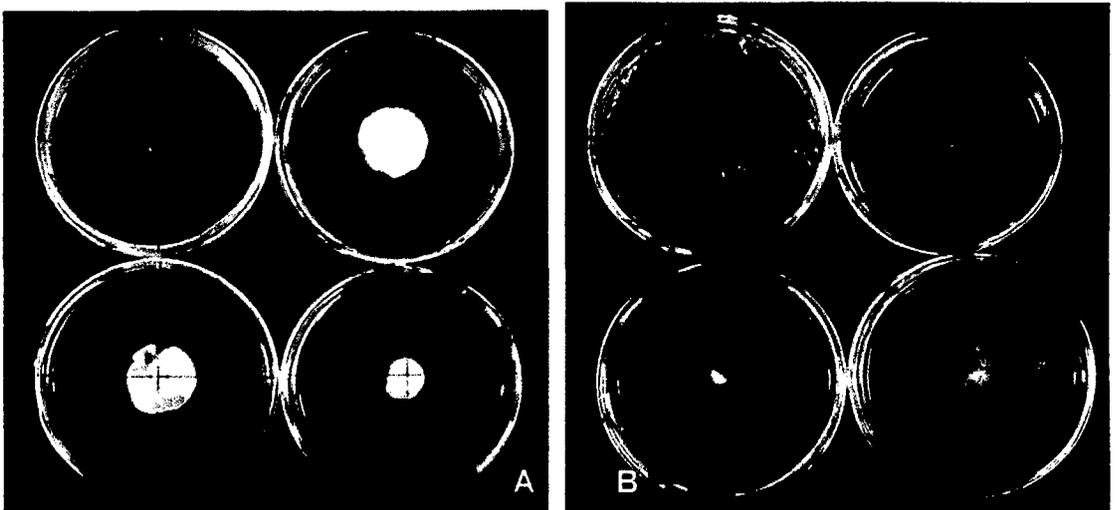


Figura 9. Crecimiento radial: A. Clorotalonil y B. Extracto de cítrico, en el control químico in vitro de *Botrytis cinerea* Pers.

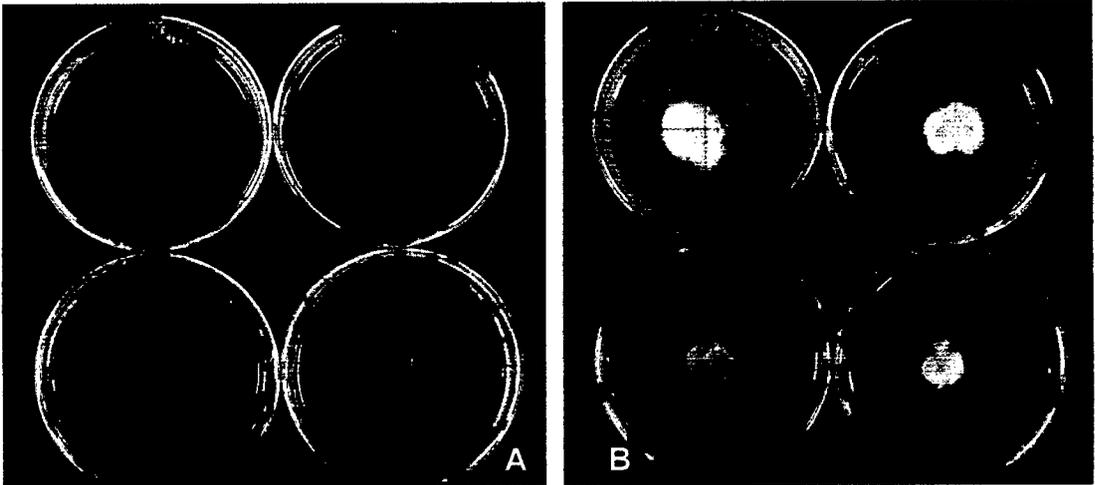


Figura 10. Crecimiento radial: A. Iprodione y B. Mancozeb, en el control químico in vitro de *Botrytis cinerea* Pers.

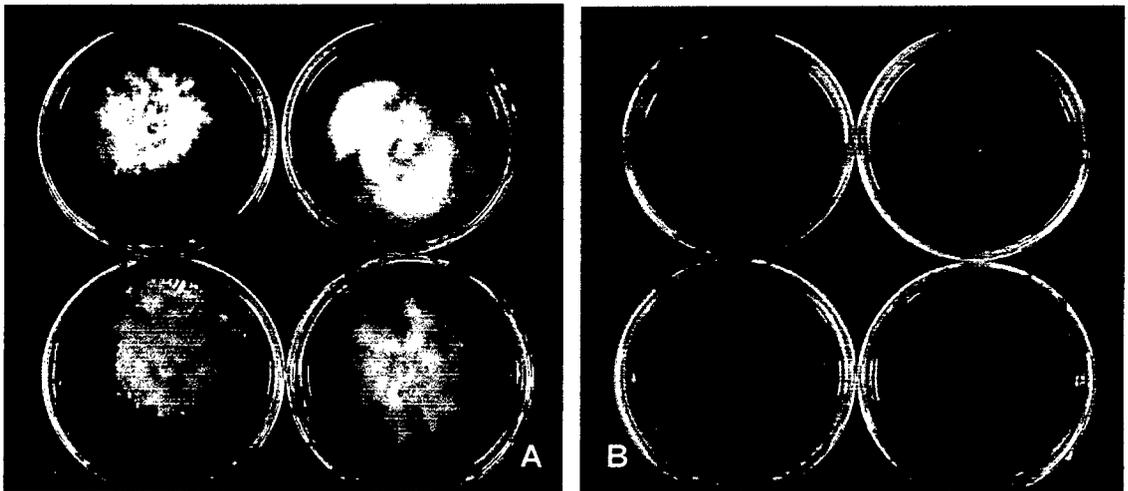


Figura 11. Crecimiento radial: A. Pyrimethanil y B. Prochloraz, en el control químico in vitro de *Botrytis cinerea* Pers.

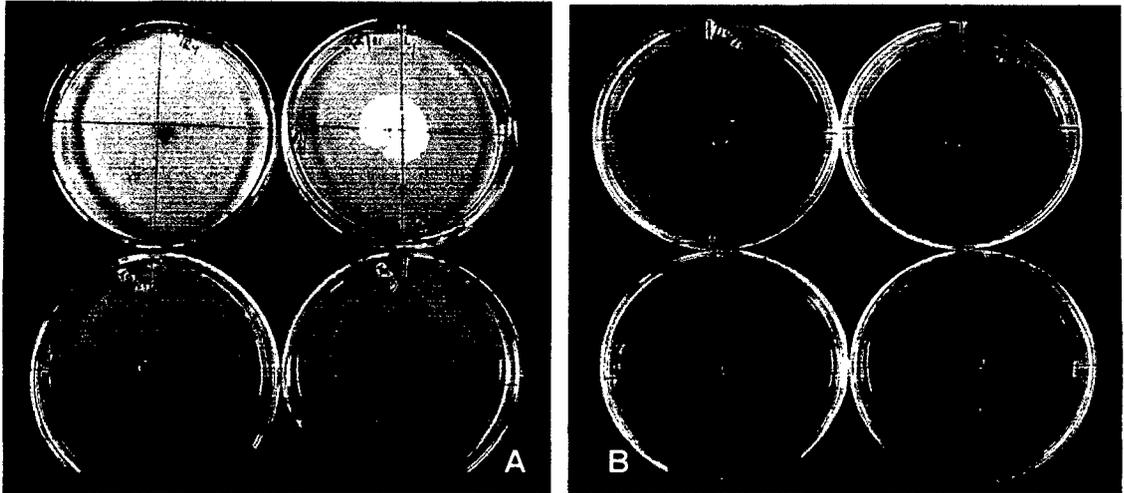


Figura 12. Crecimiento radial: A. Propineb y B. Thiabendazol, en el control químico in vitro de *Botrytis cinerea* Pers.

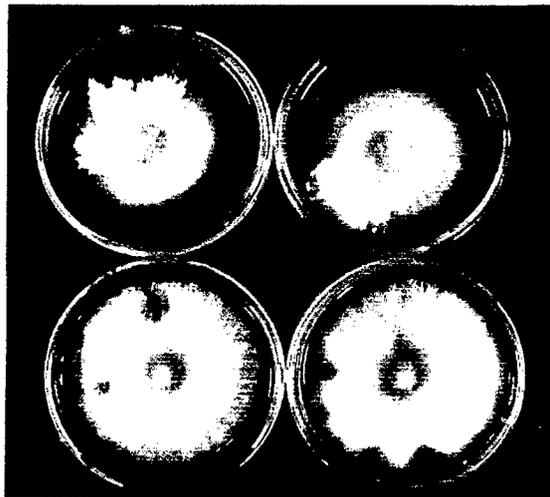


Figura 13. Crecimiento radial (Testigo) en el control químico in vitro de *Botrytis cinerea* Pers.

4.3 Control químico en condiciones de campo

4.3.1 Incidencia

En el Cuadro 8, se muestra el efecto de los fungicidas sobre la incidencia de la podredumbre en cabezas de alcachofa, donde se puede observar que ninguno de los fungicidas probados controlaron en un 100% la podredumbre de las cabezas de alcachofa causada por *B. cinerea* Pers. En la primera evaluación, a los cero días de aplicación (d.d.a.), se determinó la presencia de síntomas de la enfermedad esto posiblemente se debe al poco desarrollo de las cabezas. En la segunda evaluación realizado a los 5 días después de la primera aplicación se encontró que el porcentaje de incidencia fluctuaba entre 0% (Prochloraz) y 1.79% (Iprodione y Testigo)

En la tercera evaluación, a los 10 días después de la segunda aplicación de los tratamientos, las evaluaciones evidencian claramente, que en el tratamiento control se tiene una incidencia de 10.72%, en comparación al Prochloraz el cual obtuvo un 0.89% de incidencia. En la cuarta evaluación a los 15 días después de la tercera aplicación se observó que el testigo tiene mayor porcentaje de incidencia de 33.03% seguido del iprodione con 17.85%. En la quinta evaluación a los veinte días después de la aplicación se observó el aumento de la incidencia en el tratamiento testigo continua con 46.39% en comparación al tratamiento con el que se obtuvo el mejor tratamiento como es Prochloraz con 9.82%.

Mientras que, los demás tratamientos oscilan entre 18.74% para el Thiabendazol y 25.89% para el Iprodione (Figura 15). El Cuadro 09 nos muestra los resultados para incidencia en porcentaje, donde se muestran que los valores más bajos lo obtienen los tratamientos Procloraz y Thiabendazol con valores de 9.82% y 18.74%; mientras que, los valores más altos lo obtuvieron los tratamientos control, Iprodione y Benomil con 46.41, 25.89 y 20.53% respectivamente. Todos los tratamientos tuvieron diferencias estadísticas significativas (alcachofa $\alpha > 0.05$). El coeficiente de variabilidad se encuentra en un rango aceptable (valores < 30), lo que está indicando que las diferencias encontradas se deben al efecto de los fungicidas aplicados, y no a otras causas extrañas (ver Anexo).

Cuadro 8. Porcentaje de incidencia en cabezas de alcachofa días después de las aplicación con fungicida.

Tratamientos	0 d.d.a. (1ra. Eval.)	5 d.d.a. (2da. Eval.)	10 d.d.a. (3ra. Eval.)	15 d.d.a. (4ta. Eval.)	20 d.d.a. (5ta. Eval.)
Benomil	0,00	0,89	4,46	13,39	20,53
Iprodione	0,00	1,79	8,93	17,85	25,89
Procloraz	0,00	0,00	0,89	7,14	9,82
Thiabendazol	0,00	0,89	3,57	11,60	18,74
Testigo	0,00	1,79	10,72	33,03	46,41

d.d.a = Días después de aplicación.

Eval = Evaluación.

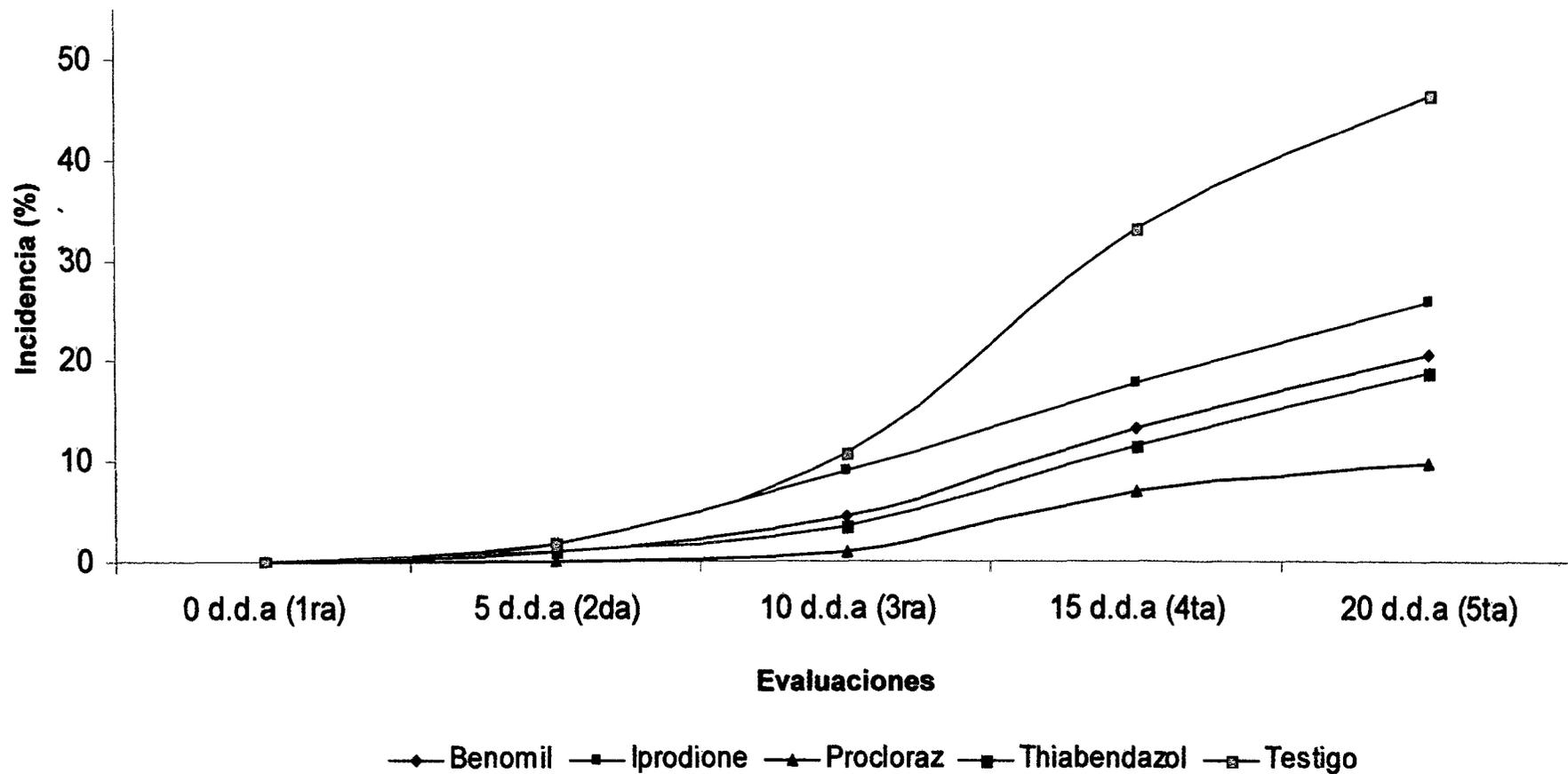


Figura 14. Incidencia de *Botrytis cinerea* Pers. con respecto a los fungicidas evaluados en campo.

Cuadro 9. Porcentaje de incidencia de *Botrytis cinerea* en cabezas de alcachofa a 20 días después de la aplicación de fungicidas. (Tuckey $\alpha = 0.05$).

Tratamientos	Incidencia	Significancia
Testigo	46,41	a
Iprodione	25,89	b
Benomil	20,53	b c
Thiabendazol	18,74	c
Plocloraz	9,82	d

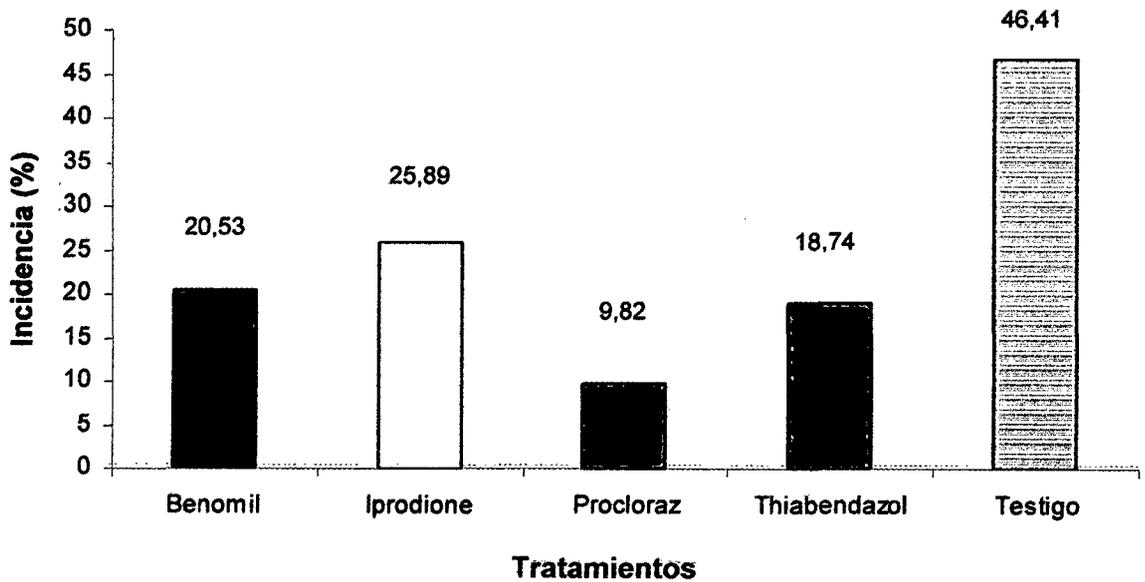


Figura 15. Promedios de incidencia en el control químico en campo de *Botrytis cinerea* Pers. (Tuckey $\alpha = 0.05$).

4.3.2 Severidad

Es el Cuadro 10 y Figura 16, se representan los resultados para severidad evaluados mediante una escala de evaluación en grados del 0-5. A

los 5 días de la primera aplicación, el promedio de severidad más alto se encuentra en el tratamiento control con 0,33 juntos con el Iprodione, mientras que el promedio de severidad más bajo lo obtiene el tratamiento Procloraz con 0,00 de severidad. En una tercera aplicación, los promedios de severidad fluctúan entre 1,33 para el tratamiento control y 0,17 para el Procloraz.

Después de la tercera aplicación, se realizó una cuarta, donde después de 5 días, se muestra que los valores del tratamiento control continúan elevándose en forma acelerada con valores de 1,83, mientras que en los demás tratamientos los valores de severidad aumentan de forma mas lenta en comparación a la segunda evaluación; como es el caso de los tratamientos Procloraz y Thiabendazol con valores de 0,50 y 1,17 respectivamente.

Luego se evaluó a los 10 días de la tercera aplicación, donde los promedios de severidad fluctúan entre 2,58 para el tratamiento control y 0,83 para el tratamiento Procloraz. Mientras que los tratamientos Iprodione, Benomil y Thiabendazol alcanzaron valores de 2,17; 1,83 y 1,67 respectivamente.

El ANVA nos muestra que en todos los tratamientos evaluados, existen diferencias significativas (α 0.05) (Cuadro 10 y Figura 16).

Cuadro 10. Promedio de cinco evaluaciones de severidad (Grados) en el control químico en campo de *Botrytis cinerea* Pers.

Tratamientos	0 d.d.a (1ra. Eval.)	05 d.d.a (2da. Eval.)	10 d.d.a (3ra. Eval.)	15 d.d.a (4ta. Eval.)	20 d.d.a (5ta. Eval.)
Benomil	0,00	0,17	1,08	1,50	1,83
Iprodione	0,00	0,33	1,25	1,58	2,17
Procloraz	0,00	0,00	0,17	0,50	0,83
Thiabendazol	0,00	0,17	0,67	1,17	1,67
Testigo	0,00	0,33	1,33	1,83	2,58

d.d.a.= días después de aplicación

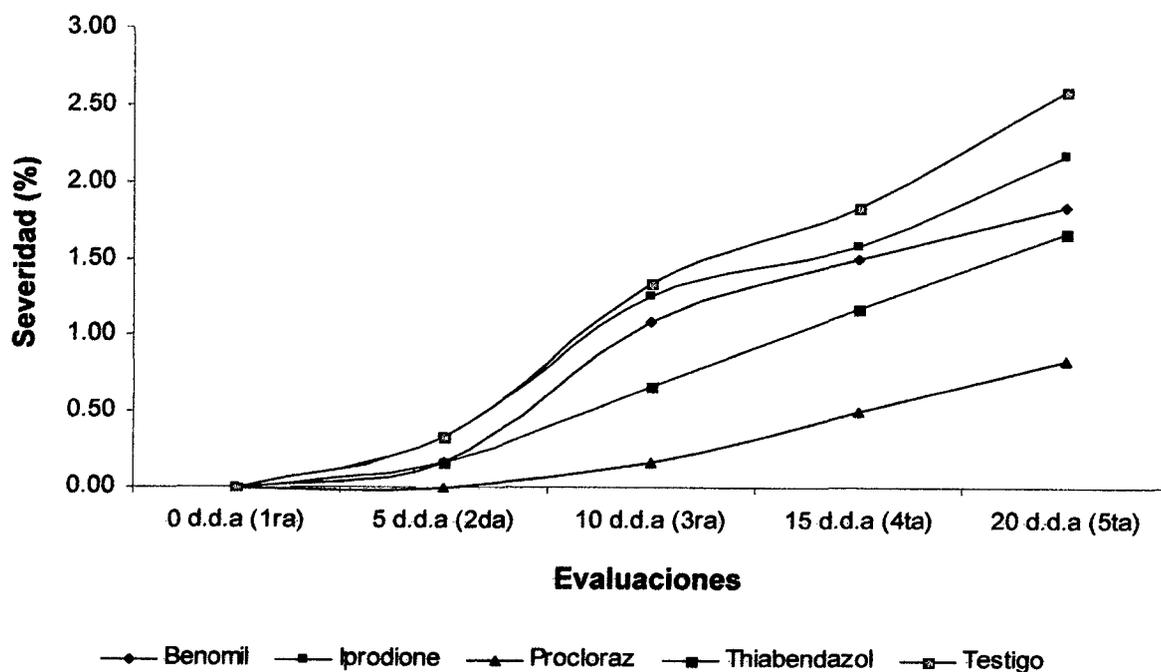


Figura 16. Curva de severidad de *Botrytis cinerea* Pers. en cabeza de alcachofa días después de la aplicación de fungicidas. Según Zimand *et al*, 1996.

Cuadro 11. Cuadro de severidad (%) promedios en el control químico en campo de *Botrytis cinerea* Pers. (Tuckey $\alpha = 0.05$).

Tratamientos	% de infección	Significancia
Testigo	2,58	a
Iprodione	2,17	a b
Benomil	1,83	b
Thiabendazol	1,67	b
Procloraz	0,83	c

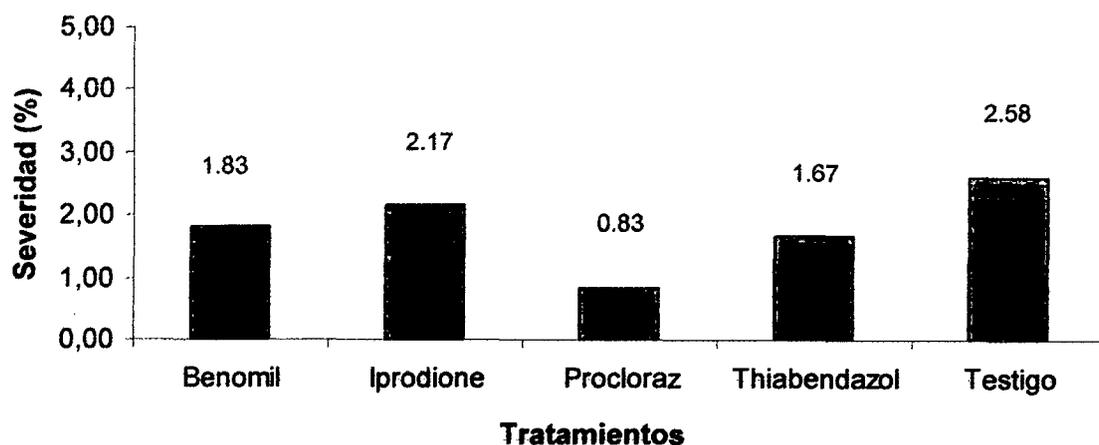


Figura 17. Promedios de severidad en el control químico de la quinta evaluación en campo de *Botrytis cinerea* Pers.

V. DISCUSION

5.1 Aislamiento e identificación del patógeno

A partir de las cabezas de alcachofa se ha aislado e identificado al hongo fitopatógeno *Botrytis cinerea* Pers. mediante sus características morfológicas (color de colonia, forma y tamaño de conidióforos, conidias, etc.), las cuales coincide con la descripción a nivel de género presentado en las claves de BARNETT (1998) y BARRÓN (1968); mientras que, para la identificación a nivel de especie y tomando en cuenta las características mostradas en los resultados coincide con las claves de ELLIS (1971). Este patógeno ya fue reportado en diversos lugares del mundo (GARCÍA-MORATO, 1999), lo cual indica que esta enfermedad es muy conocida en el ámbito mundial y en nuestro país requería de un estudio de retrospección minucioso.

La prueba de patogenicidad (postulados de Koch), confirmó que el causante de las pudriciones en las cabezas de alcachofa fue el hongo fitopatógeno *Botrytis cinerea* Pers. El aislamiento al ser inoculado produjo síntomas característicos de *Botrytis* como manchas alargadas en las brácteas, sobre las cuales y al cabo de unos días se observaron micelio con fructificaciones grises típicas (GARCÍA-MORATO, 1999, SHERF AND MACNAB, 1986.), además que al efectuar el reaislamiento el patógeno aislado coincidió con las características culturales y microscópicas del hongo inoculado en cabezas de alcachofa. Se debe considerar que los resultados pueden variar de acuerdo a las condiciones medioambientales en las cuales se desarrolla el

experimento y dentro de estos principalmente la temperatura (REBORDITOS *et al.*, 2000; LATORRE y VÁSQUEZ, 1996).

5.2 Prueba de control químico in vitro

En la prueba de control químico in vitro, se observó que los tratamientos, Benomil, Thiabendazol, Iprodione y Procloraz controlaron mejor a *Botrytis cinerea* Pers. Esto probablemente se deba a que estos fungicidas además de ser sistémicos poseen mecanismos de acción específicos como es el caso del Benomil y Thiabendazol que actúan principalmente sobre la división nuclear y celular (inhibición de las proteínas microtubulares involucradas en la síntesis del huso mitótico) (LATORRE, 1999; VIDHYASEKARAN, 2004).

El Iprodione inhibe la germinación conidial y crecimiento micelial, induciendo al hinchamiento y explosión de las hifas, alterando el metabolismo lipídico y síntesis de DNA en las células fungales (VIDHYASEKARAN, 2004).

El Procloraz inhibe la síntesis del ergosterol el cual está involucrado en la integridad de la membrana, y la reducción de la síntesis del ergosterol conlleva a la disrupción de la membrana y derrame de los electrolitos en las células fungales (VIDHYASEKARAN, 2004; LATORRE, 1999). Por otra parte, los demás fungicidas evaluados como es el caso del Mancozeb, Pirimetanil, Clorotalonil, y Captan, son fungicidas de contacto con modos de acción multi-sitios (no específicos), motivo por el cual tendrían poco efecto en el control de *Botrytis* después del proceso de infección (AGRIOS, 1998; VIDHYASEKARAN,

2004). Por otra parte, el ácido cítrico generalmente está relacionado al pH y proceso de senescencia de las flores (inhibe la acumulación de etileno), lo cual las hace más susceptibles al ataque de *B. cinerea* Pers. Por lo tanto, tiene algún efecto solo en el control de este patógeno en las flores de mesa (rosas, claveles, etc.) (CAPDEVILLE *et al.*, 2003). Todos los tratamientos evaluados en campo tienden a diferir en el control de *Botrytis cinerea* Pers; se puede decir que el efecto de los fungicidas usados se ven influenciado en su efectividad por sus propiedades físicas como el grado de adhesión que necesitan para poder fijarse en el sustrato, el grado de solubilidad, el grado de volatilidad, la concentración del ingrediente activo y la dosis letal que posee cada familia de fungicida.

5.3 Prueba de control químico en condiciones de campo

5.3.1 Incidencia

En lo que respecta a la incidencia se puede decir que los fungicidas evaluados no lograron erradicar la podredumbre de las cabezas de alcachofa, aun teniendo la mayoría de los fungicidas propiedades sistémicas, es decir los fungicidas solo controlaron la podredumbre pero no la evitaron y/o erradicaron.

Como se muestra (Figura 15) el menor valor de incidencia lo tiene el Prochloraz con 9.82%, lo que indica que casi erradicaron al patógeno de las cabezas de alcachofa y por lo tanto es el fungicida de mayor efectividad, esto podría deberse a que alguna de las características de sus formulaciones, puedan adherirse mejor a la superficie de las hojas y/o brácteas y puedan

presentar capacidad de vaporización con actividad micotóxica que poseen algunos fungicidas (Szkolnik, 1981; citado por LATORRE, 1989). Además, las dosificaciones usadas dependen de otros aspectos como las agroclimáticas, tipo de hongo y desarrollo de la planta (HOECHT, 1978). Probablemente los demás fungicidas como son: Iprodione, Benomil y Thiabendazol, debido a que obtuvieron valores más altos de incidencia, probablemente no posean las mismas características en sus formulaciones. El tratamiento control obtuvo el más alto valor de Incidencia (46.41%) ya que no se le aplicó ninguna clase de fungicida y por lo tanto no hubo ningún tipo de control de la enfermedad.

5.3.2 Severidad

En cuanto a la severidad se observa (Cuadro 11) que el tratamiento Procloraz con 0,83 presenta los valores más bajos con lo que indica que ha existido una erradicación casi total del patógeno de las cabezas de alcachofa, pero no la evitaron y esto probablemente se deba al modo de acción de este fungicida que es interfiriendo la biosíntesis de la pared celular de los hongos que sintetizan ergosterol, en puntos específicos, inhibiendo la síntesis de los ergosteroles, los cuales tienen la función de estabilizar la estructura molecular de las paredes celulares de los hongos (LATORRE, 1999).

Específicamente actúa a nivel del 24-Metilenodihidrolanosterol que es el sustrato para las reacciones de desmetilación en los carbonos C₁₄ y C₄ (VIDHYASEKARAN, 2004; LATORRE, 1999) y aunque los demás fungicidas, también posean modos de acción específicos tan específicos como este,

probablemente el Procloraz posea diversas modificaciones moleculares y actué en forma más eficaz sobre el hongo *Botrytis cinerea* Pers. También puede deberse a su buena redistribución de sus ingredientes activos dentro de la planta.

Para Iprodione, Benomil y Thiabendazol, puede decirse que estos fungicidas no tuvieron tan buenos resultados debido a que sus ingredientes activos actúen en otros puntos específicos diferentes al que actúa Procloraz, los cuales pueden ser menos eficaces sobre *Botrytis cinerea* Pers.. Por lo tanto, puede decirse que los valores de incidencia y severidad para el tratamiento Procloraz coinciden con ser los más efectivos y por lo tanto este fungicida obtuvo los valores más altos de efectividad en el control de la pudrición de las cabezas de alcachofa.

VI. CONCLUSIONES

De acuerdo a los resultados obtenidos, bajo las condiciones en las que se realizó el experimento, se puede concluir lo siguiente:

1. Se determinó mediante el uso de las claves de identificación de BARNETT y ELLIS de acuerdo a sus características sintomatológicas, morfológicas y de patogenicidad como el agente causal de la podredumbre de cabezas de alcachofa como *Botrytis cinerea* Pers.
2. Los fungicidas que inhibieron in vitro el desarrollo de *Botrytis cinerea* Pers. en cabezas de alcachofa fueron Benomil, Iprodione, Procloraz y Thiabendazol, con respecto a los demás tratamientos.
3. En condiciones de campo, los fungicidas más efectivos en controlar a *Botrytis cinerea* Pers. en cabezas de alcachofa fueron Procloraz con una efectividad del 0.83%, seguido del Thiabendazol, Benomil y Iprodione con una efectividad de 1.67, 1.83, y 2.17% respectivamente.

VII. RECOMENDACIONES

1. Se recomienda el uso del Prochloraz, con mayores fines de estudio a diferentes dosis, el momento de aplicación y teniendo en cuenta la cantidad de agua utilizada / ha.
2. Es necesario una mayor investigación de los diferentes aspectos epidemiológicos y etiológicos de las principales enfermedades post-cosecha en alcachofa, además de estudios que tiendan a dilucidar la asociaciones patógeno-hospedante.
3. Realizar estudios epidemiológicos basados en la distribución geográfica de la podredumbre de las cabezas de alcachofa en las principales zonas de mayor producción del Perú.
4. Realizar trabajos de investigación con aplicaciones de calcio a diferentes concentraciones, para un posible control cultural de la podredumbre de las cabezas de alcachofa.
5. Se recomienda efectuar estudios de control químico con nuevas formulaciones, y que incluya más evaluaciones y factores como cosecha y producción.

VIII. RESUMEN

El presente trabajo se realizó en los laboratorios y campos de cultivo de la Universidad Nacional Agraria La Molina (UNALM), ubicado en el distrito de La Molina - Lima; cuyas coordenadas UTM son: S 120506, N 765700, y a una altitud de 238 msnm. El cultivo de alcachofa tuvo una edad de 2.5 años, con relieve homogéneo y sistema de riego por gravedad.

Para la identificación del patógeno se tomaron 20 cabezas de alcachofa que fueron colocadas en bolsas de papel o plásticas y trasladadas antes de las 24 horas al Laboratorio de Fitopatología de la UNALM para seleccionar síntomas y signos. Se seleccionó una lesión de las brácteas de las cabezas de alcachofa, la que fue lavada con agua corriente y sumergida en hipoclorito de sodio al 1% por 5 minutos para eliminar microorganismos contaminantes; se enjuagó con agua destilada y se oreó en la cámara de siembra a temperatura ambiente, para luego hacer la siembra en papa dextrosa agar oxitetraciclina (PDAO) e incubar a $26 \pm 2^{\circ}\text{C}$ por 7 días. Las colonias desarrolladas fueron purificadas y luego identificadas usando las claves micológicas de BARNETT (1972) y ELLIS (1971). Para la prueba de patogenicidad se utilizó cabezas de alcachofa sanas y desinfestadas con clórox al 0.5% por 3 minutos. Para las inoculaciones se hizo una herida por punción donde se colocó 10 discos de micelio más esporas del hongo por cabeza de alcachofa. Para el testigo, las cabezas de alcachofa fueron inoculadas sólo con el medio de cultivo. Todas las cabezas inoculadas fueron incubadas en cámaras húmedas por 7 días y a temperatura ambiente.

La caracterización de las lesiones se realizó en campo, tomando al azar 3 plantas de alcachofa en estado de floración, inoculándose 2 cabezas por planta, las que fueron observadas diariamente hasta los 15 días.

Para el control químico in vitro se utilizó el método del medio envenenado, para ello se preparó 1.5 l de medio de cultivo PDA, el que se distribuyó en botellas de 100 ml y esterilizadas a 121°C por un hora. En la cámara de siembra, se procedió a la mezcla de los fungicidas y el medio de cultivo, para ello el tratamiento Benomil (Benzomil 500) se diluyó previamente en 10 ml de alcohol, mientras que los otros como Captan (Kaptan BASF), Clorotalonil (Clortosip L 500), Semilla de toronja (Extracto de cítricos), Iprodione (Rovral 50 WP), Mancozeb (Manzate SF), Pyrimethanil (Scala 400 SC), Prochloraz (Sportak), Propineb (Antracol) y Thiabendazol (Mertec 500 SC) se diluyeron en 10 ml de agua. Posteriormente se procedió al plaqueo de los 11 tratamientos (5 placas por tratamiento) y la siembra se realizó en la parte central de cada placa petri, las que fueron incubadas a 25°C. Para medir el efecto de los fungicidas se midió el radio o diámetro del patógeno por tratamiento. Se empleó el diseño estadístico completamente randomizado (DCA), y se evaluaron 11 tratamientos con cinco repeticiones.

El control químico en campo se realizó en un campo de producción de alcachofa cultivar 'Green Globe' de la UNALM, con riego por gravedad y dosis de fertilización de 200-140-180 (NPK) kg/ha. Se realizaron 3 aplicaciones, dirigidas a las cabezas de alcachofa, siendo la primera al inicio de la floración y las otras dos a los 7 y 14 días de la primera aplicación respectivamente. Los

tratamientos utilizados en campo fueron cuatro fungicidas Benomyl, Iprodione, Prochloraz y Thiabendazol. Los parámetros evaluados fueron incidencia y severidad, para este último se utilizó la escala de evaluación propuesta por ZIMAND *et al*, (1996). Se empleó un diseño de bloques completamente randomizado (DBCA) con 5 tratamientos y 4 repeticiones.

Se concluye que el agente causal de la podredumbre de cabezas de alcachofa es *Botrytis cinerea* Pers.. Los fungicidas que inhibieron in vitro el desarrollo de este hongo en cabezas de alcachofa fueron Benomil, Iprodione, Prochloraz y Thiabendazol con respecto a los demás tratamientos. En condiciones de campo, los fungicidas más efectivos en controlar a *B. cinerea* Pers. en cabezas de alcachofa fueron Prochloraz con una efectividad del 0.83%, seguido del Thiabendazol, Benomil y Iprodione con una efectividad de 1.67, 1.83, y 2.17% respectivamente.

IX. BIBLIOGRAFIA

1. AGRIOS, G. 1998. Fitopatología. 2da edición. Editorial Limusa. México. 838p.
2. ÁLVAREZ, M. 1987. Biología-epidemiología de *Botrytis cinerea* en uva de mesa. En: Manejo de *Botrytis* y otras plagas en uva de mesa. B. Latorre (Edt). Facultad de Agronomía e Ingeniería Forestal, Universidad católica de Chile, Santiago Pp. 111-114.
3. ANAYA, S. y J. ROMERO. 1999. Hortalizas: plagas y enfermedades. Edit. Trillas. S.A. México D.F. 545p.
4. BARGHOUT, B.A. and ABOU-JAWDEH, Y.A. 1993. Fungicide resistance of *Botrytis cinerea* isolates on tomatoes in Lebanon. *Phytopathologia-Mediterranea*. Milano, Italia. 32: 3, Pp. 182-187.
5. BARNETT, H. 1972. Illustrated genera of imperfect fungi. Burgess Publishing Company. Third edition. USA 241p.
6. BARRON, G. 1968. The genera of hyphomycetes from soil. The Williams and Wilkins Co., Baltimore, Canadá. 363p.

7. BAZÁN DE SEGURA, C. 1975. Enfermedades de cultivos frutícolas y hortícolas. Ed. Jurídica S.A. Lima, Perú. 276p.
8. BEEVER, R. and S. PARKES. 1993. Mating behaviour and genetics of fungicide resistance of *Botrytis cinerea* in New Zealand. New Zealand Journal of Crop and Horticultural Science 21: Pp. 303-310.
9. BENITO, E., ARRANZ, M. and, P. ESLAVA. 2000. Factores de patogenicidad de *Botrytis cinerea*. Revista Iberoamericana de Micología, 17: S43-S46.pp
10. BIDWELL, R.G. 1979. Fisiología vegetal. A.G.T. Editor. México DF. 784p.
11. BLACHARSKI, R., BARTZ, J., XIAO, C. and D. LEGARD. 2001. Control of postharvest *Botrytis* fruit rot with preharvest fungicide Applications in Annual Strawberry. Plant Diseases, 85: 597-602. Pp.
12. CÁCERES, E. 1971. Producción de hortalizas. Segunda edición. Editorial Herrero Hermanos-Sucesores S.A. México; Pp. 15-25
13. CAPDEVILLE, G.; MAFFIA, L.; FINGER, F. and U. BATISTA. 2003. Gray mold severity and vase life of rose buds after pulsing with citric acid, salicylic acid, calcium sulfate, sucrose and silver thiosulfate. Fitopatologia Brasileira. 28 (3): 380 – 385. pp.

14. CASTILLO, A. 1999. Perfil de mercado para la alcachofa. PROMPEX.
Lima, Perú. 24p.
15. DELGADO DE LA FLOR, F. 1988. Cultivos hortícolas, datos básicos.
Departamento de horticultura. UNALM. Lima, Perú. 105p.
16. ELLIS, M.B. 1971. Dematiaceous hyphomycetes. Commonwealth
Mycological Institute Key, Surrey, England. 608p.
17. FRENCH, E. y T. HEBERT. 1980. Métodos de investigación fitopatológico.
Instituto Interamericano de Ciencias Agrícolas. San José, Costa
Rica. 289p.
18. GARCÍA-MORATO, M. 1999. Plagas, enfermedades y fisiopatías del
cultivo de la alcachofa. Textos e Imágenes, S.A.L. Valencia,
España. 49p.
19. HOECHT. 1978. Afugan. Información técnica. Bertung, Alemania. 20p.
20. HOUMA, A.; CHERIF, M. y A. BOUBAKER. 1998. Effect of nitrogen
fertilization, green pruning and fungicide treatments on *Botrytis*
bunch rot of grapes. (Abstr.). Journal of Plant Pathology, 80 (2):
Pp 115-124.

21. KELLER, M., VIRET, O. and M. COLE. 2003. *Botrytis cinerea* infection in grapes flowers: defense reaction, latency and disease expression. *Phytopathology*, 93: Pp. 316-322.
22. LATORRE, B. 1986. Manejo de *Botrytis cinerea* en uva de mesa. *Revista Frutícola* 7(3): Pp. 75-83.
23. LATORRE, B. 1989. Fungicidas y nematocidas. Pontificia Universidad Católica de Chile. Santiago - Chile. 213p
24. LATORRE, B. y VÁSQUEZ, G. 1996. Situación de *Botrytis cinerea* latente en uva de mesa de la zona central. *Aconex* (52): Pp 23-28.
25. MAROTO, J. 1989. Horticultura herbácea especial. 3ra edición. Ed. Ediciones Mundi Prensa. Madrid, España. 566 p.
26. NICHÓ, P. 2001. Cultivo de la alcachofa. Programa Nacional de Investigación en Hortalizas. Estación experimental Donoso-CICH-KM-Huaral (INIA). Lima, Perú. 12 p.
27. REBORDINOS, L., VALLEJO, I., SANTOS, M., COLLADO, I. CARBU, M. and J. CANTORAL. 2000. Análisis genético y relación con patogenicidad en *Botrytis cinerea*. *Revista Iberoamericana de Micología* 17: Pp S37 - S42.

28. SHERF, A. F. and A. A. MACNAB. 1986. Vegetable diseases and their Control. Second Edition. United States of América. 728p.
29. SMITH, B. 1998. *Botrytis* blossom blight of southern blueberries: Cultivar Susceptibility and Effect of Chemical Treatments. Plant Diseases 82: Pp 924-927.
30. VALIELA, F. 1978. Introducción a la fitopatología. Colección científica del INTA. Buenos Aires, Argentina. 779p.
31. VAN BAARLEN, P., WOLTERING, E., STAATS, M. and J. VAN KAN. 2006. Histochemical and genetic analysis of host and non-host interactions of arabidopsis with three *Botrytis* species: an important role for cell death control. Molecular Plant Pathology 8(1): 41-54, pp.
32. VIDHYASEKARAN, P. 2004. Concise encyclopedia of plant pathology. The Haworth Press. Inc. New York - United States of America. 638p.
33. VILLA, F. 1999. Tres cultivares de alcachofa (*Cynara scolymus* L.) con tres densidades de almácigo y de transplante en Zonas Áridas. Tesis, para optar el título de Ing. Agrónomo en la Universidad Nacional San Agustín de Arequipa, Perú. 90p.

34. WILSON, M. 1997. Biocontrol of aerial plant diseases in agriculture and horticulture: current approaches and future prospects. *Journal of Industrial Microbiology and Biotechnology* 19: 188-191 pp.

35. ZIMAND, G., ELAD, Y. and I. CHET. 1996. Effect of *Trichoderma harzianum* on *Botrytis cinerea* pathogenicity. *Phytopathology* 86: 1255 - 1560 pp.

X. ANEXO

Anexo 1. Características de la alcachofa de la variedad: 'Green Globe'

'Green Globe': Cabezuela grande, globosa, brácteas cerradas, color verde a verde oscuro, comestible en toda su extensión, sabor dulce, textura blanda (VILLA, F. 1999).

Clima: Libre de heladas, con primavera suave y aumento gradual de temperatura (no cambio bruscos de temperatura). Humedad relativa por encima de 60%, pero no en exceso, pues esto favorece el desarrollo vegetativo afectando en forma negativa la producción de cabezuelas. Temperaturas muy altas inducen la formación de cabezuelas fibrosas con brácteas abiertas.

Suelos: Variados, prefiere suelos profundos, bien drenados. Suelos excesivamente arenosos tienen producciones escasas; son adecuados suelos fértiles con buen contenido de materia orgánica, pH. 6.4-6.8, con niveles altos de potasio; planta resistente a la salinidad (VILLA, F. 1999).

Riegos: Riegos frecuentes (4 a 6 días) por gravedad.

Riego por gravedad entre 7500 a 11000 m³ /ha por campaña.

Riego por goteo 4500 m³ /ha por campaña.

Labores culturales: Podas, desahije.

Fertilización: Aplicar 20-40 Tn/ha de materia orgánica en suelos pobres.

Ciclo de producción: 4 años

Rendimiento neto esperado: 50 a 60,000 unidades / ha

Densidad de la plantación: 8,000 PLANTAS / ha

Ciclo productivo: 150 días después del trasplante

Frecuencia de la cosecha: Una vez cada seis meses.

Duración de la cosecha: 60 días por ciclo.

Varietades: Se pueden distinguir dos: Las que tienen escamas con espinas y las que carecen de ellas.

Métodos de propagación

- Reproducción por semillas
- Multiplicación por hijuelos
- Multiplicación por esquejes
- Cultivo de meristemas (VILLA, F. 1999).

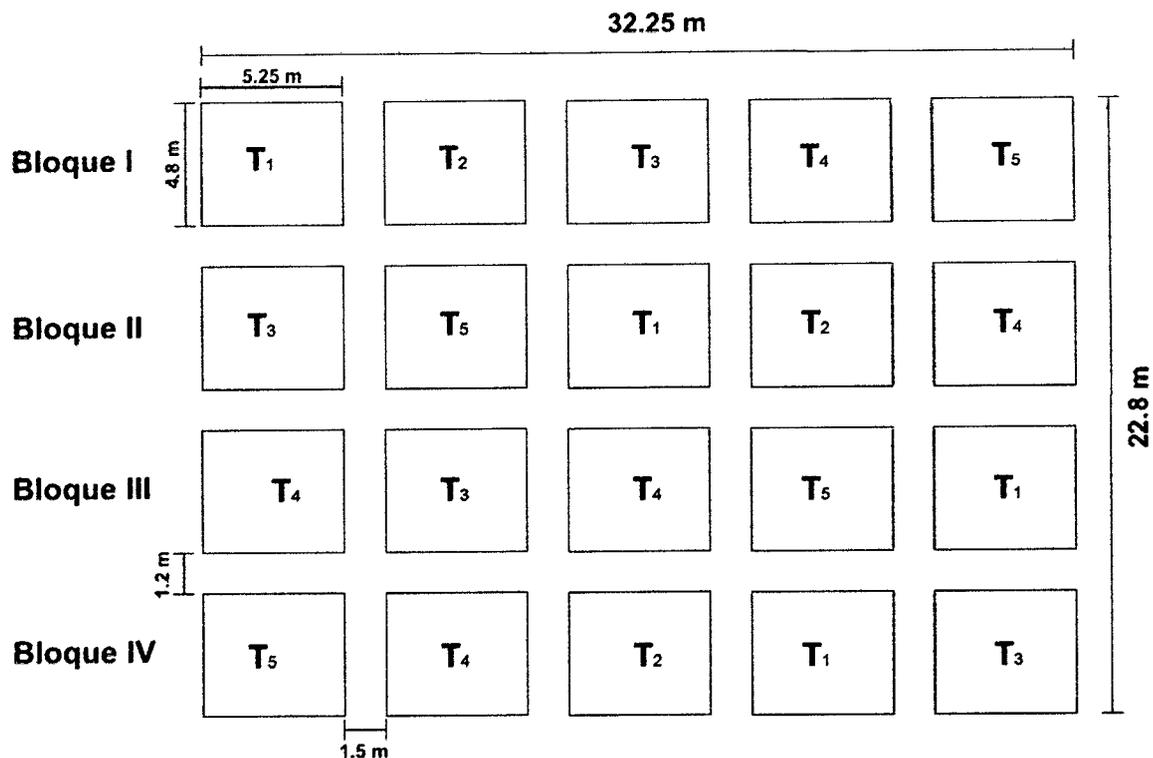


Figura 16. Croquis de distribución de parcelas en el campo experimental.

Cuadro 12. Descripción de la parcela.

Parcela	Medida m ²
Área total	25,2 m ²
Area neta	25,2 m ²
Distancia entre parcela y parcela	1,5 m

Bloque	Medida m ²
Área total	156 m ²
Area neta	126 m ²
Distancia entre bloque y bloque	1,2 m

Cuadro 13. Medidas para la identificación a nivel de especie de *Botrytis cinerea* Pers.

Nº de Observaciones	Conidióforo		Conidia	
	Largo (mm)	Ancho (um)	Largo (um)	Ancho (um)
1	2,0	10,0	4,5	3,0
2	1,5	8,0	4,5	3,0
3	1,0	12,0	4,5	3,0
4	1,5	15,0	4,8	3,0
5	2,0	12,0	4,2	3,0
6	2,0	10,0	4,8	2,8
7	2,2	10,0	4,8	2,8
8	2,2	12,0	4,8	3,5
9	2,0	11,0	4,6	3,5
10	2,5	11,0	4,6	3,5
11	2,0	11,0	4,6	3,5
12	2,0	12,0	4,5	3,5
13	2,5	12,0	4,3	3,0
14	1,5	12,0	4,2	3,0
15	1,5	10,0	4,2	3,2
16	1,0	11,0	4,3	3,2
17	2,0	10,0	4,5	3,2
18	2,0	10,0	4,6	3,2
19	2,0	10,0	4,8	3,2
20	2,0	12,0	4,8	3,2
21	2,0	11,0	4,8	3,2
22	2,0	10,0	4,7	3,2
23	2,5	9,0	4,5	3,0
24	2,0	9,0	4,3	3,0

25	2,0	10,0	4,5	3,0
26	2,0	8,0	4,2	3,0
27	1,5	10,0	4,1	3,0
28	1,5	10,0	4,5	3,2
29	2,0	12,0	4,7	3,4
30	2,5	12,0	4,8	3,4
31	2,0	10,0	4,8	3,2
32	2,0	10,0	4,8	3,2
33	2,0	10,0	4,2	3,0
34	2,0	9,0	4,5	3,0
35	2,0	12,0	4,8	3,0
36	2,0	12,0	4,2	3,0
37	2,0	10,0	4,3	3,0
38	2,5	11,0	4,3	3,0
39	1,5	10,0	4,5	3,2
40	2,0	10,0	4,5	3,2
41	2,0	10,0	4,5	3,2
42	2,0	11,0	4,5	3,2
43	2,0	10,0	4,6	3,2
44	2,0	9,0	4,3	3,0
45	2,0	10,0	4,3	3,0
46	1,0	9,0	4,4	3,0
47	2,0	8,0	4,5	3,0
48	2,0	10,0	4,7	3,0
49	1,5	10,0	4,7	3,0
50	2,0	9,0	4,8	3,5
Promedio	1,9	10,44	4,524	3,132
Um	4,9	27,1	11,8	8,1432
Medidas tomadas a 40x = Factor de corrección 2,6				

	R1	0,00	0,55	0,85	1,10	1,25	0,75
	R2	0,00	0,50	0,80	1,05	1,30	0,73
Mancozeb	R3	0,00	0,48	0,83	1,03	1,28	0,72
	R4	0,10	0,50	0,93	1,03	1,20	0,75
	R5	0,00	0,53	0,85	0,98	1,25	0,72
	Prom.	0,02	0,51	0,85	1,04	1,26	0,73
	R1	0,00	0,30	0,70	1,00	1,75	0,75
	R2	0,00	0,28	0,65	1,10	1,80	0,77
Pirimetaniil	R3	0,00	0,35	0,75	1,00	1,70	0,76
	R4	0,00	0,30	0,70	0,85	1,65	0,70
	R5	0,00	0,28	0,65	0,90	1,75	0,72
	Prom.	0,00	0,30	0,69	0,97	1,73	0,74
	R1	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
	R2	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
Procloraz	R3	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
	R4	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
	R5	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
	Prom.	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
	R1	0,00	0,10	0,35	0,70	0,85	0,40
	R2	0,00	0,15	0,30	0,55	0,80	0,36
Propineb	R3	0,00	0,12	0,25	0,60	0,75	0,34
	R4	0,00	0,15	0,30	0,55	0,85	0,37
	R5	0,00	0,10	0,48	0,68	0,75	0,40
	Prom.	0,00	0,12	0,34	0,62	0,80	0,37
	R1	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
	R2	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
Tiabendazol	R3	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
	R4	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
	R5	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
	Prom.	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
	R1	0,55	1,20	1,70	2,58	3,50	1,91
	R2	0,50	1,45	1,88	2,53	3,40	1,95
Testigo	R3	0,45	1,20	1,75	2,48	3,45	1,87
	R4	0,55	1,35	1,85	2,68	3,50	1,99
	R5	0,60	1,20	1,88	2,55	3,35	1,92
	Prom.	0,53	1,28	1,81	2,56	3,44	1,92

Rep= Repetición

Cuadro 15. Crecimiento radial (cm) en la prueba de control químico in vitro (7 días después de la siembra), de *Botrytis cinerea* Pers. aislada de alcachofa (*Cynara scolymus*).

Repetición	Tratamientos										
	Benomil	Captan	Clorotalonil	Extracto de cítricos	Iprodione	Mancozeb	Pyrimethanil	Prochloraz	Propineb	Tiabendazol	Testigo
1	0,00	0,22	0,28	0,29	0,00	0,25	0,35	0,00	0,17	0,00	0,59
2	0,00	0,17	0,26	0,28	0,00	0,26	0,36	0,00	0,16	0,00	0,58
3	0,00	0,25	0,24	0,29	0,00	0,26	0,34	0,00	0,15	0,00	0,60
4	0,00	0,20	0,25	0,33	0,00	0,24	0,33	0,00	0,17	0,00	0,70
5	0,00	0,22	0,26	0,30	0,00	0,25	0,35	0,00	0,15	0,00	0,67
Promedio	0,00	0,21	0,26	0,30	0,00	0,25	0,35	0,00	0,16	0,00	0,63

Cuadro 16. ANVA para los valores de crecimiento radial (cm) en la prueba de control químico in vitro (7 días después de la siembra), de *Botrytis cinerea* Pers. aislada de alcachofa (*Cynara scolymus*).

Fuente de variabilidad	GL	SC	CM	Fcal	Significancia
Modelo	14	16.49416364	1.1781545	1376.4	P>0.05*
Error	40	0.03423636	0.0008559		
Total	54	16.52840000			

CV = 5.62%

Cuadro 17. Incidencia en porcentaje en el control químico en condiciones de campo de *Botrytis cinerea* Pers. aislada de alcachofa.

Tratamientos	Bloq.	N° de plantas enfermas				
		0 d.d.a. (1ra. Eval.)	5 d.d.a. (2ra. Eval.)	5 d.d.a. (3da. Eval.)	5 d.d.a. (4ta. Eval.)	10 d.d.a. (5ta. Eval)
Benomil	I	0,00	0,00	7,14	17,85	21,42
	II	0,00	0,00	3,57	10,71	17,85
	III	0,00	3,57	3,57	10,71	24,99
	IV	0,00	0,00	3,57	14,28	17,85
	Prom.	0,00	0,89	4,46	13,39	20,53
Iprodione	I	0,00	0,00	7,14	17,85	28,57
	II	0,00	3,57	10,71	21,42	24,99
	III	0,00	3,57	10,71	14,28	28,57
	IV	0,00	0,00	7,14	17,85	21,42
	Prom.	0,00	1,79	8,93	17,85	25,89
Procloraz	I	0,00	0,00	0,00	3,57	7,14
	II	0,00	0,00	0,00	10,71	10,71
	III	0,00	0,00	3,57	10,71	14,28
	IV	0,00	0,00	0,00	3,57	7,14
	Prom.	0,00	0,00	0,89	7,14	9,82
Thiabendazol	I	0,00	0,00	3,57	10,71	17,85
	II	0,00	0,00	3,57	14,28	21,42
	III	0,00	0,00	0,00	7,14	14,28
	IV	0,00	3,57	7,14	14,28	21,42
	Prom.	0,00	0,89	3,57	11,60	18,74
Testigo	I	0,00	0,00	7,17	28,57	46,41
	II	0,00	3,57	10,71	35,70	42,84
	III	0,00	0,00	10,71	28,57	46,41
	IV	0,00	3,57	14,28	39,27	49,98
	Prom.	0,00	1,79	10,72	33,03	46,41

d.d.a = Dias después de aplicación.

Bloq = Bloque

Prom = Promedio

Cuadro 18. Incidencia en porcentaje en el control químico (10 días después de la aplicación) en condiciones de campo de *Botrytis cinerea* Pers.

Repetición	Benomil	Iprodione	Procloraz	Thiabendazol	Testigo
1	21,42	28,57	7,14	17,85	46,41
2	17,85	24,99	10,71	21,42	42,84
3	24,99	28,57	14,28	14,28	46,41
4	17,85	21,42	7,14	21,42	49,98
Promedio	20,53	25,89	9,82	18,74	46,41

Cuadro 19. ANVA para los valores de incidencia en porcentaje en el control químico (10 días después de la aplicación) en condiciones de campo de *Botrytis cinerea* Pers.

Fuente de variabilidad	GL	SC	CM	Fc	Significancia
Modelo	7	3000.242380	428.60605	34.18	P>0.05*
Error	12	150.468440	12.539037		
Total	19	3150.710820			

CV = 14.59%

Cuadro 20. Severidad en grados para la prueba de control químico en condiciones de campo de *Botrytis cinerea* Pers.

Tratamientos	Bloques	Planta Nº	Severidad (%)				
			0 d.d.a. (1ra)	5 d.d.a. (2da)	5 d.d.a. (3ra)	5 d.d.a. (4ta)	10 d.d.a. (5ta)
Benomil	I	1	0	0	1	1	1
		2	0	0	1	2	2
		3	0	0	0	1	1
	Promedio		0,000	0,000	0,667	1,333	1,333
	II	1	0	0	1	2	2
		2	0	0	2	2	2
		3	0	0	1	1	2
	Promedio		0,000	0,000	1,333	1,667	2,000
	III	1	0	0	1	1	2
		2	0	0	1	2	2
		3	0	0	1	1	1
	Promedio		0,000	0,000	1,000	1,333	1,667
IV	1	0	0	1	2	3	
	2	0	1	2	2	2	
	3	0	1	1	1	2	
Promedio		0,000	0,667	1,333	1,667	2,333	
Iprodione	I	1	0	0	1	1	2
		2	0	0	1	1	2
		3	0	0	1	2	2
	Promedio		0,000	0,000	1,000	1,333	2,000
	II	1	0	0	1	1	2
		2	0	1	1	2	3
		3	0	1	2	2	2
	Promedio		0,000	0,667	1,333	1,667	2,333
	III	1	0	1	2	2	2
		2	0	1	1	2	2
		3	0	0	2	2	3
	Promedio		0,000	0,667	1,667	2,000	2,333
IV	1	0	0	1	1	2	
	2	0	0	1	2	2	
	3	0	0	1	1	2	
Promedio		0,000	0,000	1,000	1,333	2,000	

		1	0	0	0	0	1
	I	2	0	0	0	1	1
		3	0	0	0	0	0
	Promedio		0,000	0,000	0,000	0,333	0,667
		1	0	0	0	0	0
	II	2	0	0	0	1	2
		3	0	0	0	1	1
	Promedio		0,000	0,000	0,000	0,667	1,000
Procloraz		1	0	0	0	0	0
	III	2	0	0	1	1	2
		3	0	0	1	1	1
	Promedio		0,000	0,000	0,667	0,667	1,000
		1	0	0	0	0	1
	IV	2	0	0	0	1	1
		3	0	0	0	0	0
	Promedio		0,000	0,000	0,000	0,333	0,667
		1	0	0	1	1	2
	I	2	0	0	1	2	2
		3	0	0	1	1	2
	Promedio		0,000	0,000	1,000	1,333	2,000
		1	0	0	1	2	3
	II	2	0	0	0	1	2
		3	0	0	1	1	2
	Promedio		0,000	0,000	0,667	1,333	2,333
Thiabendazol		1	0	0	0	1	1
	III	2	0	0	0	1	2
		3	0	0	0	0	0
	Promedio		0,000	0,000	0,000	0,667	1,000
		1	0	0	1	1	1
	IV	2	0	1	1	1	1
		3	0	1	1	2	2
	Promedio		0,000	0,667	1,000	1,333	1,333
		1	0	0	2	2	3
	I	2	0	0	1	2	2
		3	0	0	1	1	2
	Promedio		0,000	0,000	1,333	1,667	2,333
		1	0	0	2	2	3
	II	2	0	1	1	3	3
		3	0	1	1	1	2
	Promedio		0,000	0,667	1,333	2,000	2,667
Testigo		1	0	0	1	2	3
	III	2	0	0	1	2	3
		3	0	0	1	2	3
	Promedio		0,000	0,000	1,000	2,000	3,000
		1	0	1	1	1	2
	IV	2	0	0	2	2	3
		3	0	1	2	2	2
	Promedio		0,000	0,667	1,667	1,667	2,333

Cuadro 21. Severidad en grados (promedio), para la prueba de control químico de *Botrytis cinerea* Pers. en condiciones de campo.

Tratamientos	Bloque	Porcentaje de tejido enfermo				
		0 d.d.a (1ra)	5 d.d.a (2da)	5 d.d.a (3ra)	5 d.d.a (4ta)	10 d.d.a (5ta)
Benomil	I	0,00	0,00	0,67	1,33	1,33
	II	0,00	0,00	1,33	1,67	2,00
	III	0,00	0,00	1,00	1,33	1,67
	IV	0,00	0,67	1,33	1,67	2,33
	Promedio	0,00	0,17	1,08	1,50	1,83
Iprodione	I	0,00	0,00	1,00	1,33	2,00
	II	0,00	0,67	1,33	1,67	2,33
	III	0,00	0,67	1,67	2,00	2,33
	IV	0,00	0,00	1,00	1,33	2,00
	Promedio	0,00	0,33	1,25	1,58	2,17
Procloraz	I	0,00	0,00	0,00	0,33	0,67
	II	0,00	0,00	0,00	0,67	1,00
	III	0,00	0,00	0,67	0,67	1,00
	IV	0,00	0,00	0,00	0,33	0,67
	Promedio	0,00	0,00	0,17	0,50	0,83
Thiabendazol	I	0,00	0,00	1,00	1,33	2,00
	II	0,00	0,00	0,67	1,33	2,33
	III	0,00	0,00	0,00	0,67	1,00
	IV	0,00	0,67	1,00	1,33	1,33
	Promedio	0,00	0,17	0,67	1,17	1,67
Testigo	I	0,00	0,00	1,33	1,67	2,33
	II	0,00	0,67	1,33	2,00	2,67
	III	0,00	0,00	1,00	2,00	3,00
	IV	0,00	0,67	1,67	1,67	2,33
	Promedio	0,00	0,33	1,33	1,83	2,58

Cuadro 22. Severidad en grados (10 días después de la aplicación) para la prueba de control químico de *Botrytis cinerea* Pers. en condiciones de campo.

Bloque	Benomil	Iprodione	Prochloraz	Thiabendazol	Testigo
I	1,33	2,00	0,67	2,00	2,33
II	2,00	2,33	1,00	2,33	2,67
III	1,67	2,33	1,00	1,00	3,00
IV	2,33	2,00	0,67	1,33	2,33
Promedio	1,83	2,17	0,83	1,67	2,58

Cuadro 23. ANVA para los valores de severidad en grados (10 días después de la aplicación) para la prueba de control químico de *Botrytis cinerea* Pers. en condiciones de campo.

Fuentes de variabilidad	GL	SC	CM	Fc	Significancia
Modelo	7	7.25905590	1.0370079	7.18	P>0.05*
Error	12	1.73290090	0.1444084		
Total	19	8.99195680			

CV = 20.92%