

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE SINALOA
COLEGIO DE CIENCIAS AGROPECUARIAS
ESCUELA SUPERIOR DE AGRICULTURA DEL VALLE DEL FUERTE

MAESTRÍA EN CIENCIAS AGROPECUARIAS



TESIS

**EFFECTIVIDAD DE FUNGICIDAS PARA EL CONTROL DE MOHO
BLANCO *Sclerotinia sclerotiorum* (Lib.) de Bary EN FRIJOL
(*Phaseolus vulgaris* L.)**

**PRESENTADA COMO REQUISITO PARA OBTENER EL GRADO DE
MAESTRO EN CIENCIAS AGROPECUARIAS**

**PRESENTA
QUINTÍN ARMANDO AYALA ARMENTA**

**DIRECTOR DE TESIS
DR. GABRIEL ANTONIO LUGO GARCÍA**

**CO-DIRECTOR DE TESIS
DR. EDGARDO CORTEZ MONDACA**

CULIACÁN, SINALOA, ENERO DE 2014

ESTA TESIS FUE REALIZADA POR **QUINTÍN ARMANDO AYALA ARMENTA** BAJO LA DIRECCIÓN DEL CONSEJO PARTICULAR QUE SE INDICA, Y HA SIDO APROBADA POR EL MISMO COMO REQUISITO PARCIAL PARA OBTENER EL GRADO DE:

MAESTRO EN CIENCIAS AGROPECUARIAS

CONSEJO PARTICULAR

Director

Dr. Gabriel Antonio Lugo García

Co-Director

Dr. Edgardo Cortez Mondaca

Asesor

Dr. Miguel Ángel Apocada Sánchez

Asesor

Dr. Víctor Manuel Leal León

Asesor

Dr. Álvaro Reyes Olivas

CULIACÁN, SINALOA, ENERO DE 2014.



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE SINALOA
COLEGIO DE CIENCIAS AGROPECUARIAS

FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA
FACULTAD DE AGRONOMÍA CULIACÁN
FACULTAD DE AGRONOMÍA VALLE DEL FUERTE
FACULTAD DE CIENCIAS DEL MAR
FACULTAD DE AGRONOMÍA VALLE DEL CARRIZO

En la Ciudad de Culiacán Rosales, Sinaloa, el día 20 de enero del año 2020, el que suscribe Quintín Armando Ayala Armenta, alumno del Programa de Doctorado en Ciencias Agropecuarias, con número de cuenta 11093919, de la Unidad Académica Facultad de Agricultura del Valle del Fuerte, del Colegio de Ciencias Agropecuarias de la UAS, manifiesta que es autor intelectual del presente trabajo de Tesis bajo la dirección del Dr. Hugo Beltrán Peña y del Dr. Juan Manuel Tovar Pedraza y cede los derechos del trabajo titulado “Hongos del suelo asociados a la marchitez del tomatillo (*Physalis ixocarpa* Brot.) en el norte de Sinaloa ”, a la Facultad de Agricultura del Valle del Fuerte, del Colegio de Ciencias Agropecuarias de la Universidad Autónoma de Sinaloa, para su difusión, con fines académicos y de investigación por medios impresos y digitales, todo esto en apego al artículo 27 de la Ley Federal de Derechos de Autor.

La Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México) protege el contenido de la presente tesis. Los usuarios de la información contenida en ella deberán citar obligatoriamente la tesis como fuente, dónde la obtuvo y mencionar al autor intelectual. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.

ATENTAMENTE

Quintín Armando Ayala Armenta

CORREO ELECTRÓNICO: qaaa-4@hotmail.com
CURP: AAAQ640704HSLYRN05

DEDICATORIAS

A MIS PADRES

Lucas Ayala Ordoñez † y Serafina Armenta Ayala quienes con la gracia de dios me dieron la oportunidad de vivir con amor. Con el deseo de ser una persona de provecho, trataron de educarme dentro de sus posibilidades. Sabiendo que jamás existirá una forma de agradecer en esta vida, deseo expresarles que los logros obtenidos también son de ustedes... ¡Gracias!

A Yuliza, madre de mis hijos, que aunque este en el cielo le doy las gracias, ya que en vida supo darme amor y respeto incondicionalmente, quien me dio todo su apoyo para que estudiara el posgrado, muchas gracias.

A MIS HIJOS

Eduardo y Ricardo quienes me han apoyado en todo momento en mi preparación profesional.

A MIS HERMANOS

Fernando, Rolando, Mirna Noemí, Gabriela, Yesenia, María Dolores, Rosa Isela, Aleyda muchas gracias por apoyarme con palabras y hechos en todo momento.

AGRADECIMIENTOS

A la Universidad Autónoma de Sinaloa, por brindarme la oportunidad de realizar estudios de posgrado en uno de sus programas reconocidos por el Conacyt. Asimismo por el apoyo que me proporciono con beca a través de la Dirección General de Investigación y Posgrado.

Al Colegio de Ciencias Agropecuarias, por darme la oportunidad de estudiar la Maestría en Ciencias Agropecuarias, incluida en el Programa Nacional de Posgrado de Calidad del Conacyt.

A la Escuela Superior de Agricultura del Valle del Fuerte, por facilitarme los medios para culminar mis estudios de posgrado.

Al Dr. Edgardo Cortez Mondaca, Dr. Miguel Ángel Apodaca Sánchez, y al Dr. Víctor Manuel Leal León, por todos los apoyos que me proporcionaron durante mis estudios de la Maestría.

A Rita Isela Domínguez Domínguez Licenciada en computación por todo su apoyo y asesoría en la elaboración de la tesis.

Al M.C. Cesar Arturo Palacios Mondaca y el M.C. Fernando Alberto Valenzuela Escobosa, a quienes siempre estaré agradecido.

CONTENIDO

	Pág.
CONSEJO PARTICULAR.....	i
DEDICATORIA.....	ii
AGRADECIMIENTOS.....	iii
INDICE GENERAL.....	iv
INDICE DE CUADROS.....	ix
INDICE DE FIGURAS.....	xii
RESUMEN.....	xiii
ABSTRAC.....	xv
I. INTRODUCCIÓN	1
II. JUSTIFICACIÓN	2
III. OBJETIVO GENERAL	3
IV. OBJETIVOS ESPECÍFICOS.....	3
V. HIPÓTESIS.....	3
VI. REVISIÓN DE LITERATURA.....	4
6.1. El frijol <i>Phaseolus vulgaris</i> L.	4
6.1.1. Especies cultivadas de frijol.....	4

6.1.2. Clasificación Taxonómica del frijol común	4
6.1.3. Origen del Frijol.....	5
6.1.4. Importancia del cultivo del frijol en México.....	6
6.1.4.1. Superficie sembrada	6
6.1.4.2. Regiones productoras de frijol en México	6
6.1.4.3. Productos derivados del frijol.....	7
6.1.5. Tecnología de producción del cultivo del frijol en Sinaloa.....	8
6.1.5.1. Selección del terreno	8
6.1.5.2. Cultivares.....	9
6.1.5.3. Época de siembras	10
6.1.5.4. Densidad de siembra.....	11
6.1.5.5. Riegos	12
6.1.5.6. Fertilización	12
6.1.5.7. Labranza.....	13
6.1.5.8. Combate de maleza.....	13
6.1.6. Plagas.....	13
6.1.6.1. Mosca blanca, <i>Bemisia tabaci</i> Gennadius.	14
6.1.6.2. Chicharrita, <i>Empoasca</i> spp.....	14
6.1.6.3. Trips, <i>Caliothrips phaseoli</i> Hood.....	15
6.1.6.4. Chinche verde, <i>Nezara viridula</i> (Linn).....	15

6.1.6.5. Conchuela café, <i>Euschistus servus</i> (Say).	15
6.1.6.6. Diabrotica, <i>Diabrotica balteata</i> Leconde.	16
6.1.7. Enfermedades del frijol	16
6.1.7.1. Marchitamiento y pudriciones de raíces	17
6.1.7.2. Tizón Común	18
6.1.7.3. Agallamiento	19
6.1.7.4. Virosis	20
6.1.7.4.1. El virus del mosaico común del frijol (BCMV)	20
6.1.7.4.2. Mosaico Dorado del frijol (BGMV)	21
6.1.7.4.3. Mosaico Cálico (BCaMV)	22
6.2. Moho Blanco	23
6.2.1. Importancia	23
6.2.2. Síntomas	24
6.2.3.1. El patógeno	26
6.2.4. Patogénesis	26
6.2.5. Epidemiología	27
6.2.6. Manejo	30
6.2.6.1. Manejo cultural	31
6.2.6.2. Manejo químico	32
6.2.7. Manejo Bioracional	32

VII. MATERIALES Y MÉTODOS.....	33
7.1. Bioensayos de fungicidas contra <i>Sclerotinia sclerotiorum</i> in vitro	34
7. 1.1. Aislamiento de <i>S. sclerotiorum</i>	34
7.1.2. Efecto de fungicidas químicos convencionales.....	35
7.1.3. Efecto de fungicidas biorracionales (Ensayo 2)	37
7. 2. Ensayo de fungicidas en campo (Ensayo 3)	38
7.2.1. Establecimiento del ensayo y manejo del cultivo	38
7.2.2. Tratamientos probados	40
7.2.3. Diseño experimental	40
7.2.4. Aspersiones de fungicidas	41
7.2.5. Eficacia biológica de los fungicidas sobre el moho blanco	42
7.2.6. Efecto de los fungicidas en el rendimiento de grano.....	43
7.2.6.1. Rendimiento de grano	43
7.2.6.2. Peso de 100 granos.....	43
7.3. Análisis estadísticos.....	43
VIII. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	45
8.1. Bioensayos de fungicidas contra <i>S. sclerotiorum</i> in vitro	45
8.1.2. Fungicidas químicos convencionales (Ensayo 1)	45
8.1.2. Efecto de fungicidas biorracionales (Ensayo 2)	47
8. 2. Ensayo de fungicidas en campo	52

8.2.1. Incidencia de moho blanco previa a la primera aspersion	52
8.2.2. Eficacia de fungicidas contra moho blanco.....	53
8.2.3. Rendimiento en grano.....	57
IX. CONCLUSIONES	63
X. LITERATURA CITADA.....	64

ÍNDICE DE CUADROS

	Pág.
Cuadro 1 Fungicidas químicos y sus dosificaciones probadas contra <i>S. sclerotiorum</i> en el Ensayo 1, en medio de cultivo papa-dextrosa-agar (PDA).....	36
Cuadro 2. Fungicidas biorracionales probados contra <i>S. sclerotiorum</i> in vitro (Ensayo 2).38	
Cuadro 3. Fungicidas evaluados contra moho blanco del frijol en el Valle del Fuerte, Sinaloa (Ensayo 3). Otoño-Invierno 2012-2013.	40
Cuadro 4. Diseño en bloques completos al azar con Arreglo combinatorio	41
Cuadro 5. Efecto de fungicidas químicos, incorporados en medio de cultivo papa dextrosa agar, sobre el crecimiento miceliar de <i>S. sclerotiorum</i> in vitro. Ensayo 1.....	46
Cuadro 6. Efecto de fungicidas biorracionales, incorporados en medio de cultivo papa dextrosa agar, sobre el crecimiento miceliar de <i>S. sclerotiorum</i> in vitro. Ensayo 2.....	49
Cuadro 7. Incidencia de plantas de frijol afectadas por moho blanco, dos días previos a la primera aspersión de fungicidas. Valle del Fuerte, otoño-invierno 2012-2013.	53
Cuadro 8. Incidencia de plantas de frijol afectadas por moho blanco, bajo tres densidades de siembra, dos días previos a la primera aspersión de fungicidas. Valle del Fuerte, otoño-invierno 2012-2013.	53
Cuadro 9. Incidencia de plantas de frijol afectadas por moho blanco, dos días posteriores a la primera aspersión de fungicidas. Valle del Fuerte, otoño-invierno 2012-2013.....	54
Cuadro 10. Incidencia de plantas de frijol afectadas por moho blanco, bajo tres densidades de siembra, dos días posteriores a la primera aspersión de fungicidas. Valle del Fuerte, otoño-invierno 2012-2013.	55
Cuadro 11. Incidencia de plantas de frijol afectadas por moho blanco, 13 días posteriores a la aplicación1 de fungicidas. Valle del Fuerte, otoño-invierno 2012-2013.....	55
Cuadro 12. Incidencia de plantas de frijol afectadas por moho blanco, bajo tres densidades de siembra, 13 días posteriores a la aplicación1 de fungicidas. Valle del Fuerte, otoño-invierno 2012-2013.	56
Cuadro 13. Incidencia de plantas de frijol afectadas por moho blanco, a los siete días posteriores a la segunda aspersión de fungicidas. Valle del Fuerte, otoño-invierno 2012-2013.....	56
Cuadro 14. Incidencia de plantas de frijol afectadas por moho blanco, bajo tres densidades de siembra, siete días posteriores a la segunda aplicación de fungicidas. Valle del Fuerte, otoño-invierno 2012-2013.	57
Cuadro 15. Efecto de cinco fungicidas asperjados contra <i>S. sclerotiorum</i> , sobre rendimiento y peso de 100 semillas del frijol, en el Valle del Fuerte, Sinaloa, Ciclo agrícola 2012-2013.....	58
Cuadro 16. Efecto tres densidades de siembra sobre el rendimiento de grano y peso específico de 100 semillas, de plantas de frijol expuestas al moho blanco (<i>Sclerotinia sclerotiorum</i>). Valle del Fuerte, Sinaloa, Ciclo agrícola 2012-2013.	58

ÍNDICE DE FIGURAS

	Pág.
Figura 1. Pudrición de raíces en frijol a causa de hongos del suelo.....	17
Figura 2. Hoja de frijol dañada por la bacteria de tizón común.....	19
Figura 3. Raíces con agallas causadas por <i>Meloidogyne</i> sp.....	20
Figura 4. Síntoma del Virus mosaico común en frijol	21
Figura 5. Síntomas del mosaico dorado	22
Figura 6. Síntomas del virus del Mosaico Calicó.....	23
Figura 7. Marchitez por moho blanco Figura 8. Vainas de frijol podridas por	25
Figura 9. Esclerocios sobre la base de un tallo de frijol.....	25
Figura 10. Ciclo de vida de <i>S. sclerotiorum</i> .en el cultivo del frijol en una región con inviernos fríos, en donde esta especie se cultiva en la primavera (López-Rodríguez. 2010).	30

RESUMEN

El manejo de moho blanco *S. sclerotiorum* se basa en el uso de fungicidas, con resultados frecuentemente ineficaces lo cual se debe en parte a que no se utilizan los más apropiados. Prácticas culturales como la utilización de una densidad de semilla adecuada, pueden ser valiosas en un programa de manejo sostenible. Los objetivos de este trabajo fueron: comparar *in vitro* a fungicidas químicos tradicionales y de reciente introducción y fungicidas biorracionales contra *S. sclerotiorum*; comparar en el campo a los fungicidas que destaquen *in vitro* bajo tres densidades de siembra, sobre la incidencia del moho blanco del frijol. Se probaron en un ensayo *in vitro*, diferentes concentraciones en ppm de veinte fungicidas; diez fungicidas químicos y diez fungicidas biorracionales. En el ensayo *in vitro* con fungicidas químicos fueron más eficaces Boscalid+pyraclostrobin, Carbendazim, Fluazinam, Fludioxonil+Ciprodinil, y Procloraz mientras que los fungicidas biorracionales que destacaron fueron Ácido salicílico, Dióxido de Hidrogeno y extracto de semilla de toronja. En el Valle del Fuerte, en la primera semana de noviembre del 2012 en un suelo inoculado artificialmente con esclerocios de *S. sclerotiorum*, se estableció el cultivo de frijol con diferentes densidades de siembra en el cual se probaron los fungicidas químicos mencionados, una vez que se detectaron los síntomas de esta enfermedad.

En el ensayo en campo los fungicidas químicos Fluazinam, Boscalid + Pyraclostrobin, Tebuconazole, Fludioxonil + Ciprodinil, y Carbendazim no presentaron diferencias significativas pero con valores numéricos redujeron la

incidencia de plantas afectadas con moho blanco con respecto al testigo. Los fungicidas bioracionales solo se probaron en laboratorio.

Palabras claves: Moho blanco, Enfermedad, Incidencia, Fungicidas, Densidades.

ABSTRAC

Disease management is mainly based on the use of fungicides. As a result, most of the applications have not been successful due to a generalized use form. Management practices such as seed rate can be an efficient tool in a sustainable program. The objectives of this research were:

1. Compare traditional chemical and biological fungicides through in vitro method against *S. sclerotiorum*.
2. Compare the most effective fungicides with three different seed rates against White mold at field trials.

Different fungicide concentrations (ppm) were tested in vitro method. 10 of the were biological and the rest were chemical. Among the most efficient chemical fungicides were Boscalid + Pyraclostrobin, Carbendazim, Fluazinam, Fludioxonil + Ciprodinil and Prochloraz; while the most efficient biological fungicides were Salicylic Acid, Hydrogen dioxide and grapefruit seed extract.

A soil located at El Fuerte Valley was inoculated with *S. Sclerotiorum* sclerotia the first week of November 2012, wherein the bean crop was planted at different seed rates using the most efficient chemical fungicides once the first symptoms of the disease appeared.

The chemical fungicides that had no significant differences were Fluazinam, Boscalid + Pyraclostrobin, Tebuconazole, Fludioxonil + ciprodinil and Carbendazim. However, the incidence of plants with White mold was significantly reduced compared to check plot as shown by numerical values.

At last, all the biological fungicides were tested in lab only.

Keywords: White Mold, Disease, Incidence, Fungicides, Seed rate.

I. INTRODUCCIÓN

El frijol, (*Phaseolus vulgaris* L) es una planta originaria de América tropical y subtropical, su uso con características domésticas, según los restos más antiguos data de hace cinco mil años, aproximadamente. En el Estado de Sinaloa, el cultivo del frijol es un cultivo de gran importancia económica ya que ocupa el segundo lugar en la economía agrícola ya que en el ciclo agrícola otoño-invierno 2011-2012 se cultivaron 81, 926.39 ha de frijol y se obtuvo una producción de 75, 281.55 t, con un rendimiento medio de 1.50 t ha⁻¹ constituyendo un complemento nutricional al consumo de los cereales, especialmente del maíz (Navarrete y Acosta, 1979; Pérez-Herrera, 2002; (SAGARPA, 2012).

Dentro de las enfermedades, el moho blanco (*Sclerotinia sclerotiorum*) afecta a las plantas en cualquiera de las etapas de desarrollo, incluyendo plántulas, plantas maduras y frutos cosechados (Agrios, 2005). Esta enfermedad es muy importante en el Estado de México, Sinaloa, Sonora, Nayarit y Veracruz (Apodaca *et al.*, 2011).

S. sclerotiorum tiene un amplio rango de hospedantes (Boland *et al.*, 1987) y causa enfermedades en numerosos cultivos de importancia económica en todo el mundo (Purdy, 1979); entre los más afectados destacan alfalfa (*Medicago sativa* L.), cacahuete (*Arachis hypogaea* L.), col (*Brassica oleracea* L.), frijol (*Phaseolus vulgaris* L.), girasol (*Helianthus annuus* L.), lechuga (*Lactuca sativa* L.), tomate (*Solanum lycopersicum* L.), soya (*Glycine max* L.), papa (*Solanum tuberosum* L.), (Kolman y Kelly, 2000).

El moho blanco es un hongo que pertenece a la familia Sclerotiniaceae del Phylum Ascomycotina (Duncan, 2003). Este hongo puede afectar a 408 especies, ubicadas

en 278 géneros y 75 familias de plantas dicotiledóneas (Boland y Hall, 1994). Uno de los efectos principales es una pudrición en el tallo principal a nivel del suelo, debido a la germinación de esclerocios; se provoca un marchitamiento, al que se le sigue un colapso total y el encamado de la planta (Purdy, 1979). El hongo provoca lesiones aéreas en el follaje y vainas, debido a las ascosporas acarreadas por el aire; estas esporas proceden de apotecios generados por esclerocios germinantes, cuando el ambiente es frío y húmedo (Apodaca-Sánchez *et al.*, 2011).

Aunque las variedades de frijol sembradas en Sinaloa son susceptibles al moho blanco, la enfermedad se puede manejar a base de prácticas culturales como la rotación de cultivo, manejo cuidadoso del agua y la densidad de siembra (Apodaca-Sánchez *et al.*, 2011). Los agricultores comúnmente subestiman estas estrategias, e intentan manejar a la enfermedad exclusivamente mediante aspersiones de fungicidas, cuya eficacia frecuentemente es baja porque: a) no se utilizan los fungicidas más adecuados, b) mala cobertura, y c) una posible selección de resistencia a estos plaguicidas, entre otras razones.

Por lo anterior y en la búsqueda de alternativas biorracionales al manejo de esta enfermedad, existen ingredientes tipo biorracional de diferente naturaleza química que pueden controlar a *S. sclerotiorum*.

II. JUSTIFICACIÓN

El “moho blanco” puede limitar la productividad en Sinaloa hasta un 75 %, de ahí que se le considere la enfermedad fúngica más importante de este cultivo. El manejo de la enfermedad se basa principalmente con el uso de fungicidas, con resultados erráticos, por las razones ya señaladas. Por otra parte la densidad de

semilla es frecuentemente inadecuada, factor ignorado pero que fomenta la incidencia del moho blanco. Estos factores pueden ser valiosos en un programa de manejo sostenible, pero comúnmente no se considera por los agricultores.

III. OBJETIVO GENERAL

1. Determinar la efectividad biológica de fungicidas para controlar a *Sclerotinia sclerotiorum* en el cultivo del frijol.

IV. OBJETIVOS ESPECÍFICOS

1. Determinar a los fungicidas sintéticos y biorracionales más efectivos contra *S. sclerotiorum in vitro*.
2. Determinar a los fungicidas más efectivos contra el moho blanco del frijol en condiciones de campo.
3. Determinar el efecto de tres densidades de siembra sobre el moho blanco en el frijol asperjado con fungicidas químicos.

V. HIPÓTESIS

1. De los fungicidas a probar al menos uno es efectivo para controlar a *S. sclerotiorum* en el cultivo del frijol.
2. La densidad de siembra influye en la incidencia del moho blanco del frijol.

VI. REVISIÓN DE LITERATURA

6.1. El frijol *Phaseolus vulgaris* L.

6.1.1. Especies cultivadas de frijol

Se considera que en total existen alrededor 150 especies, aunque en México estas ascienden a 50, destacando las 4 especies que el hombre cultiva, como es el caso de *Phaseolus vulgaris* L. (frijol común), *P. occineus* L. (frijol ayocote), *P. lunatus* L. (frijol comba), y *P. acutifolius* Gray (frijol tepari). En nuestro país las especies más importantes en cuanto a superficie sembrada y producción son las dos primeras (Lépiz, 1983).

6.1.2. Clasificación Taxonómica del frijol común

Reino: Plantae

División: Magnoliophyta

Clase: Magnoliopsida

Orden: Fabales

Familia: Fabaceae

Tribu: Phaseoleae

Género: *Phaseolus*

Especie: *vulgaris*. (wikipedia sf)

6.1.3. Origen del Frijol

El frijol común *Phaseolus vulgaris* L. fue considerado por Linneo como de origen asiático, quien también señaló a la India como posible centro de diversificación (Miranda, 1967). Posteriormente De Candolle (1886) basados en algunos escritos griegos señaló inicialmente que el frijol procedía de Asia Occidental, opinión que modificó después de haberse descubierto semillas de *P. lunatus* y *P. vulgaris* en excavaciones hechas en Perú. Después el investigador y explorador ruso Vavilov (1935) señaló ocho centros principales de origen de las plantas cultivadas y en tres de ellos mencionó a *P. vulgaris*: a) Centro Chino, b) América de Sur (Perú, Ecuador, Bolivia), y c) América Central y Sur de México (Lépiz, 1983).

A la luz de los conocimientos actuales y al considerar los sitios arqueológicos donde se ha encontrado frijol y en base a la variabilidad genética de la especie, tanto en forma silvestre como cultivadas, investigadores como Miranda (1967), señalan que *P. vulgaris* es originario de América; mencionan también como centro de diversificación primaria el área México-Guatemala, donde muy posiblemente se localiza su centro de origen (Lépiz, 1983).

Los cultivares de frijol actual, producido mundialmente, proceden de ancestros silvestres de América. México, uno de los dos centros de origen, cuenta con una gran diversidad de poblaciones silvestres, así como de cultivares criollos (tradicionales) y mejorados (Singh, 2001).

6.1.4. Importancia del cultivo del frijol en México

6.1.4.1. Superficie sembrada

Por su gran importancia económica y social, el frijol es un producto estratégico dentro del desarrollo rural de México, debido a que ocupa el segundo lugar en cuanto a superficie sembrada nacional y representa la segunda actividad agrícola más importante en el país, por el número de productores dedicados a su cultivo; y como generador de empleos en el sector rural. En los ciclo otoño-invierno y primavera verano 2011-2012 se cosecharon 232, 804.46 ha, con una producción de 264,763.70 ton; el promedio nacional fue 1.14 ton/ha⁻¹ (SIAP, 2012).

En Sinaloa, el frijol ocupa el segundo lugar por su superficie sembrada; En el ciclo Otoño-Invierno 2011-2012 se cosechó una superficie de 81,926.39 ha, con una producción de 75,281.55 t y un rendimiento medio de 1.50 t ha⁻¹. Del total anterior, la superficie cosechada bajo riego alcanzó 72, 836.13 ha, con un rendimiento de 1.53; mientras que en temporal se cosecharon solo 2,445.42 ha con rendimientos promedio de 0.62 t ha⁻¹ (SIACON, 2012).

6.1.4.2. Regiones productoras de frijol en México

El frijol es fundamental en la dieta de la población mexicana, sobre todo para las familias desprotegidas del país, porque constituye la fuente principal de proteínas de éste sector. Adicionalmente forma parte de la cultura gastronómica de México (Herrera y Guzmán, 2012).

El cultivo del frijol es una de las principales alternativas de producción en el Noroeste de México, sobre todo durante el ciclo otoño- invierno en los estados de Sinaloa, Sonora y Nayarit (Salinas *et al.*, 2012).

La mayor parte de la producción de frijol se ubica en el Noroeste del país, en donde se cultivan variedades azufradas, negras y pintas. Las azufradas son consumidas en el norte; en cambio todo el frijol negro que se produce en Nayarit y Zacatecas se envía al centro y sur del país, donde tiene gran demanda. Los principales Estados productores de frijol son Zacatecas, Sinaloa, Durango, Nayarit, Chihuahua, Chiapas, Guanajuato, San Luis Potosí y Puebla; los primeros cinco son los de mayor relevancia, por la superficie, número de productores y producción (Herrera y Guzmán, 2012).

En el Estado de Nayarit, la producción de frijol se concentra en la planicie costera que comprende las áreas de Santiago Ixcuintla, Tuxpan, Tecuala y Acaponeta, donde predominan los suelos de tipo franco arcilloso y franco arenoso.

En Sinaloa se encuentra distribuida la producción en tres regiones; sur de Sinaloa que comprende las zonas costeras de Mazatlán, Rosario y Escuinapa; Valles de Culiacán y Fuerte. Las principales zonas frijoleras se localizan en la costa y en las áreas vecinas a los Ríos Culiacán, Sinaloa y el Fuerte, donde predominan los suelos de textura ligera tipo franco. En otros estados de México como Sonora el frijol se cultiva principalmente en la región costera de Hermosillo totalmente bajo riego de bombeo. En Baja California Sur, la principal región agrícola frijolera se encuentra ubicada en el Valle de Santo Domingo, donde esta actividad se desarrolla exclusivamente bajo riego por bombeo (Navarro, 1983).

6.1.4.3. Productos derivados del frijol

El frijol es uno de los alimentos más antiguos y ha formado parte de la dieta humana desde hace miles de años. Es el cultivo más importante por cerca de 300

millones de personas. Es una fuente de proteínas y fibras, es rico en vitamina B, hierro, calcio, potasio y fósforo. Contiene pocas cantidades de sodio, por lo cual es un alimento importante en la nutrición de mujeres y niños (Miklas *et al.*, 2006).

En México la industria del frijol no está muy desarrollada, aun cuando este cultivo ocupa el segundo lugar en importancia en la dieta alimenticia de la mayoría de la población mexicana; Por cuestiones culturales su consumo se ha realizado tradicionalmente en alimentos elaborados a partir de granos recién cocidos y es hasta la década de los noventa que comenzó a tomar fuerza el procesamiento industrial del frijol. Este cambio ha obedecido a los cambios en los hábitos alimenticios, principalmente de las zonas urbanas, donde la mujer participa con mayor frecuencia en la economía familiar, lo que acorta los tiempos para la elaboración de los alimentos. Esta industria se dedica al procesamiento del frijol enlatado en diversas presentaciones de platillos tradicionales, como frijoles charros, conchorizo, etc. (http://w4.siap.sagarpa.gob.mx/sispro/IndModelos/SP_AG/Frijol/Industria.pdf.)

6.1.5. Tecnología de producción del cultivo del frijol en Sinaloa

6.1.5.1. Selección del terreno

El frijol se desarrolla bien en una amplia variedad de suelos. Los ideales son los de textura franca o media (aluviones), pero también prospera en los suelos de barrial con porcentajes de arcillas menores o igual al 60 % (CEVAF, 2003). Los suelos aluviales se caracterizan por estar formados de materiales acarreados por agua pluvial; se encuentran en todos los climas y regiones de México, principalmente en los márgenes de ríos y arroyos. Poseen un buen drenaje interno, con un pH que

oscila entre 6.5 y 7; el relieve varia de plano a suavemente ondulado, con pendiente menor de 2 %, profundos (más de cien centímetros) y generalmente con altos contenidos de nutrientes asimilables (SARH, 1977).

El frijol también se cultiva con buenos resultados en suelos arcillosos pesados, 60-70 % de arcilla, siempre que la estructura sea buena y el terreno se encuentra libre de sales. Sin embargo, estos suelos son más difíciles de trabajar. La planta de frijol prospera en suelos delgados (FAO, 1994), aunque para la obtención de máximos rendimientos requiere de un mínimo de 60 cm de profundidad (Ruiz *et al.*, 1994; Benacchio, 1982) .La absorción de agua se produce en los primeros 50 o 70 cm de profundidad (Doorenbos y Kassam, 1979). El frijol se considera un cultivo sensible a la salinidad, por lo que requiere suelos libres de sales (Rodríguez y Maldonado, 1983).

6.1.5.2. Cultivares

La selección del tipo de variedad y la calidad de la semilla en cuanto a su pureza genética han cobrado especial importancia, en virtud de la diversificación del mercado. Para el Valle del Fuerte se sugieren las variedades: Azufrado Noroeste, Azufrado Higuera, Azufrado Regional 87, Azufrado Peruano 87, Azufrado Pimono 78 y Peruano P 80. Para el tipo de grano de color negro se recomienda: Sataya 425, Negro Sinaloa, Jamapa, Negro Pacífico, Negro Tacaná y Negro Sahuatoba. En cuanto a grano blanco (alubias) se sugiere Choqui 96 (CEVAF, 2003). Para el valle de Culiacán se sugieren las variedades Flor de Durazno, Peruano 87, Canario 107, Bayomex, Jamapa, Bayo, Flor de Mayo, Bayo INIFAP, Azufrados, Negros, Amarillos,

San Francisco, Pueden asociarse con maíz, Rosa de Castilla, Morado de Agua, Cejita, Media Oreja (CEVAC, 2010).

Entre las variedades de frijol que se cultivan en el Norte de Sinaloa, destaca la variedad Azufrado Higuera por su alto rendimiento y su calidad de grano, cualidades que la diferencian de las demás variedades, generando una alta demanda en el mercado. Además, florece a los 38 días, completa su ciclo vegetativo a los 105 días, es resistente a royas y tolerante a virus. Es susceptible a moho blanco pero puede escapar a esta enfermedad debido a su hábito de crecimiento de tipo determinado (Salinas-Pérez y Rodríguez –Cota, 2008).

6.1.5.3. Época de siembras

Navarro (1980) mencionó que la fecha de siembra es uno de los principales factores que influyen en el desarrollo y producción de la planta, ya que actúan sobre ella condiciones climáticas que favorecen o limitan sus funciones fisiológicas. Por ello tiene una influencia determinante en el rendimiento del cultivo, así como la incidencia de plagas y enfermedades. En el centro y norte de Sinaloa el frijol se cultiva principalmente en otoño-invierno ya que en las siembras de invierno-primavera las incidencias de problemas entomológicos y fitopatológicos son mayores; además las altas temperaturas de abril y mayo provocan las caídas de flores. En otras partes del país como en el Valle de Santo Domingo, B,C,S., Costa de Hermosillo y Costa de Ensenada, el frijol se siembra en invierno-primavera, porque en estas regiones las heladas que se presentan en los meses de diciembre y enero, no permiten el cultivo del frijol, ya que es una planta que no soporta los ambientes fríos extremos (Rodríguez, 1983).

En el Valle de Culiacán, el cultivo de frijol tiene mayor importancia en las siembras de otoño-invierno, la época óptima comprende del 1 de Octubre al 15 de Noviembre (CEVAC, 2010).

En el Valle del Fuerte, las fechas de siembra para las variedades de tipo negro, comprenden del 25 de septiembre al 30 de octubre y para las de tipo azufrado del 1 al 30 de octubre. Las siembras extemporáneas traen como consecuencia mayores riesgos en la producción (CEVAF, 2003).

6.1.5.4. Densidad de siembra

Freytag (1973) mencionó que altas densidades de siembra contribuyen a la formación de tallos delgados y débiles que se acaman fácilmente, con producción excesiva de follaje y alta incidencia de caída de flores y vainas; hay también una mayor probabilidad de que la planta sea afectada por moho blanco. Por otra parte las bajas densidades facilitan la invasión de malezas al cultivo (Rodríguez, 1983).

Faguenbaum (1981) indicó que la densidad alta incrementa los valores de índice de área foliar, aunque no siempre se correlacionan positivamente con el rendimiento de grano. Cuando la densidad es menor, los rendimientos por planta son mayores; sin embargo, estos rendimientos en muchos casos no alcanzan a compensar la capacidad productiva de poblaciones mayores (Rodríguez, 1983).

Para el Valle de Culiacán se sugiere sembrar 17-18 semillas por metro lineal, considerando que se tenga un 80% de germinación en las variedades a sembrar. Para cada variedad y región puede variar la cantidad de semilla a sembrar, es recomendable atender esas indicaciones (CEVAC, 2010).

Para el Valle del Fuerte, la recomendación es depositar 15-18 semillas por metro de surco a hilera sencilla, para obtener una población de 12 a 16 plantas por metro. En siembras a doble hilera se recomiendan de 12 a 16 semillas para obtener de 10 a 14 plantas por metro. El uso de cantidades mayores de semilla incrementa los costos del cultivo, los riesgos de producción son mayores y los rendimientos no aumentan (CEVAF, 2003).

6.1.5.5. Riegos

Para un desarrollo normal de la planta, en las etapas reproductivas no debe de faltar la humedad en el suelo, desde el inicio de floración hasta el llenado del grano. En suelos de aluvión, con alto nivel freático un riego es suficiente al inicio de floración, mientras con bajo nivel freático, se sugiere un segundo riego de auxilio. En suelos de barrial, dos riegos de auxilio son necesarios para las variedades precoces e intermedias; el primero al inicio de la floración y el segundo en formación de vainas. Las variedades tardías como las de tipo negro generalmente requieren de un tercer riego de auxilio en la etapa de llenado de grano. En todos los casos es necesario dar riegos ligeros en “tiradas” no mayores de 150 metros, para evitar pudriciones de raíz y alta incidencia de moho blanco (CEVAF, 2003).

6.1.5.6. Fertilización

Debe tomarse en cuenta la posible fijación de nitrógeno atmosférico por bacterias del genero *Rhizobium*; cantidad que puede aprovecharse y que varía de 60 a 120 Kg de N/ha⁻¹. En el valle del Fuerte, cuando se siembra frijol después de maíz o sorgo, se sugiere aplicar en presiembra de 80 a 100 Kg de N/ha⁻¹. En cambio en rotación con otra leguminosa u hortaliza, se recomienda aplicar de 40 a 60 Kg de

N/ha⁻¹. La fertilización con fósforo debe ser apoyada con los resultados de análisis de suelo. De acuerdo con el método Bray P1, al estimar menos de 20 Kg ha⁻¹ disponible en el suelo, se debe aplicar en banda 40 Kg de fósforo por ha⁻¹ en presembrado o al momento de la siembra (CEVAF, 2003).

6.1.5.7. Labranza

Las labores de preparación del suelo dependen de las condiciones de cada terreno. El frijol puede establecerse sobre suelo preparado con labranza completa o tradicional (barbecho, rastreos, nivelación, marca o curvas a nivel y escarificación) y también con el sistema de labranza mínima. En ambos casos deberán utilizarse únicamente las labores necesarias, debido a que el uso indiscriminado de maquinaria eleva el costo de producción y no mejora el rendimiento; por tanto disminuye la rentabilidad del cultivo (CEVAF, 2003).

6.1.5.8. Combate de maleza

Para mantener libre de malezas en el cultivo del frijol, se puede lograr mediante uno o dos pasos de cultivadora, complementándose con deshierbes manuales. En caso de lotes infestados con malezas, se sugiere aplicar herbicidas preventivos preemergentes a base de trifluralina al momento de la escarificación y previo a la siembra (CEVAF, 2003).

6.1.6. Plagas

Un buen inicio de un programa de manejo integrado de plagas es ajustarse a las fechas de siembras y mantener libre de malezas al cultivo, bordos y canales, para

eliminar hospederos de insectos nocivos. Entre las principales plagas de importancia económica en el Valle del Fuerte destacan:

6.1.6.1. Mosca blanca, *Bemisia tabaci* Gennadius. Se le encuentra en el frijol desde la nacencia, pero sus poblaciones pueden alcanzar niveles muy altos durante el periodo de floración a ejote, afectando el desarrollo normal de la planta. Los adultos miden 1.5 mm, son de color blanco amarillento y se les encuentra en el envés de las hojas. Ovipositan cientos de huevecillos; las ninfas son aplanadas, al nacer se pegan en las hojas succionando la savia y produciendo mucha excreta melosa, en donde se desarrolla fumagina, dándole una coloración negruzca a las plantas (Pacheco, 1985).

Las aspersiones químicas se sugieren a partir de registrar alrededor de un 60% de hojas apicales infestadas con adultos, se recomienda aplicar Temik 15 G a una dosis de 5 Kg/ha. (CEVAF, 2003).

6.1.6.2. Chicharrita, *Empoasca* spp. Es una de las plagas más importante del frijol, las cuales pueden afectar la producción de ejote. Los adultos miden unos 3 mm de largo, son alargados, de color verde tierno, insertan sus huevecillos a lo largo de las nervaduras en el envés de las hojas. Las ninfas son de color blanco sucio y al igual que los adultos chupan la savia de las hojas, haciendo que estas se encarrujen, por lo que la planta detiene su crecimiento y decrece la producción de ejote y calidad del grano (Pacheco, 1985).

Se sugiere el control químico cuando se encuentre un promedio de cinco o más chicharritas por hoja, se recomienda aplicar Thiodan 35 ce, Endofan 35%, Thionex 35% ce, de 2.0 a 2.5 litros/ha (CEVAF, 2003).

6.1.6.3. Trips, *Caliothrips phaseoli* Hood. Los huevecillos son insertados en los tejidos del envés de las hojas; las ninfas raspan y chupan las hojas produciendo cicatrices que en conjunto le da a la hoja un aspecto cenizo, posteriormente las hojas muy atacadas se tornan a color cobrizo y después se acartonan, pudiendo ocasionar la defoliación prematura de la planta (Pacheco, 1985).

Se sugiere el control químico cuando se detecten más de cinco trips por planta pequeña y se observen las hojas inferiores con aspecto cenizo, se recomienda aplicar Ambush 340, 0.5 litro/ha (CEVAF, 2003).

6.1.6.4. Chinche verde, *Nezara viridula* (Linn). Mide en promedio 15 milímetros de longitud y es de color verde oscuro un poco brillante. Cada hembra deposita en promedio 242 huevecillos; en desarrollo de los huevecillos a adulto dura 47 días y los adultos viven en promedio 84 días. Para la evaluación poblacional se recomienda golpear las plantas hacia la mitad del camellón y si cae una o más chinches por cada 30 cm de surco se sugieren el uso de insecticidas para su control. Aplicar Diazinon 25 e, Dimae 400, de 1.0 a 1.5 litros /ha, Folimat 0.4 a 0.6 litros /ha, Dipterex 1.0 a 2.0 litros /ha (CEVAF, 2003).

6.1.6.5. Conchuela café, *Euschistus servus* (Say). El adulto es de color café y mide de 10 a 15 milímetros de largo y se caracteriza por el mal olor que despide. Los adultos se alimentan de flores y vainas en formación e inyectan sustancias tóxicas que provocan la caída de flores, avanamiento, manchado y malformación del grano. Se recomienda el control químico al inicio de la infestación a partir de la etapa de floración. Se recomienda aplicar Diazinon 25 e, Dimae 400, de 1.0 a 1.5 litros /ha, Folimat 0.4 a 0.6 litros /ha, Dipterex 1.0 a 2.0 litros /ha (CEVAF, 2003).

6.1.6.6. Diabrotica, *Diabrotica balteata* Leconde. El adulto mide unos seis milímetros de largo y es de color verde claro con bandas amarillentas transversales en los élitros. Ocasionalmente se presenta en infestaciones altas, que causan daño al frijol ante de la floración. El perjuicio se manifiesta como orificios de diversos tamaños. Cuando las plantas son chicas pueden destruirlas completamente.

Se sugiere el control químico cuando se detecten de dos a tres adultos por planta chica y el follaje se encuentre dañado, Sevin 80 ph1.0 a 1.5 litros, Metomil 90 ps, Nudrin 90 0.4 Kg/ha, Dipterex 80 ps 1.0 a 1.2 Kg/ha (CEVAF, 2003).

6.1.7. Enfermedades del frijol

Durante el desarrollo de esta leguminosa se manifiestan diversos factores que limitan su producción. Las enfermedades constituyen uno de los factores limitantes de mayor importancia en la producción de frijol en el mundo. Agentes patógenos tales como hongos, bacterias, virus y nematodos, son los causantes de un gran número de enfermedades que afectan a esta leguminosa (Ramos y Altamirano, 1983).

En las distintas zonas frijoleras del país, se han observado ataques considerables de patógenos, los cuales han aumentado progresivamente hasta el punto que en ciertas áreas, son el principal factor que limita la producción (Ramos y Altamirano, 1983).

En México se han detectado enfermedades infecciosas en frijol causadas por hongos, bacterias, virus y nematodos. Su importancia varía de región a región y de año en año, lo que depende en gran medida del ambiente predominante. Entre las más importantes en Sinaloa se han reportado: moho blanco (*Sclerotinia sclerotiorum*); marchitamientos y pudriciones de raíces (*Fusarium* spp., *Rhizoctonia*

solani, *Pythium* spp., *Macrophomina phaseolina* y/o *Sclerotium rolfsii*); tizón común (*Xanthomonas axonopodis* pv. *phaseoli*); agallamiento (*Meloidogyne* spp.); virosis causada por los Virus del mosaico común, mosaico dorado y mosaico cálico, entre otros (Apodaca-Sánchez, 2012).

6.1.7.1. Marchitamiento y pudriciones de raíces

El marchitamiento o secadera puede ser causado por un complejo de hongos, que afectan principalmente a las raíces y a la base de los tallos (fig.1). Es una enfermedad que en algunas regiones de México, llega a ser devastadora, pues en los suelos muy infestados sometidos a monocultivo, estos hongos llegan a causar pérdidas hasta del 100 %. En Sinaloa los hongos que comúnmente se asocian a la secadera son: *Rhizoctonia solani* Kuhn; *Fusarium oxysporum* Schlech. Fr. f. sp. *phaseoli* J.B. Kendrick y W.C. Snyder; *Fusarium solani* (Mart.) Sacc. f. sp. *phaseoli* (Burk.) Syd. y Hans.; *Phytium* spp.; *Macrophomina phaseolina* (Tassi) Goid. y *Sclerotium rolfsii* Curzi (Apodaca-Sánchez et al., 2011).

El manejo de estas enfermedades se basa en la rotación de cultivos, semilla sana, nutrición balanceada, manejo cuidadoso del agua entre otros (Apodaca-Sánchez et al., 2011).



Figura 1. Pudrición de raíces en frijol a causa de hongos del suelo

6.1.7.2. Tizón Común

El tizón común es causado por una bacteria cuyo nombre original era *Xanthomonas phaseoli* (Smith) Dowson; después se le denominó *Xanthomonas campestris* pv. *phaseoli* (Smith) Dye y últimamente se le conoce como *Xanthomonas axonopodis* pv. *phaseoli* (Smith) Vauterin *et al.* En Sinaloa, el tizón común es una enfermedad esporádica, pero bajo condiciones de invierno húmedo, los daños pueden superar el 30 % del rendimiento de grano. En otras regiones de México, esta enfermedad puede limitar la productividad (Apodaca-Sánchez *et al.*, 2011).

En los folíolos, la bacteria causa manchas de forma irregular, que inicialmente son de consistencia húmeda y con aspectos de papel (fig.2). La bacteria también ataca a vainas, en donde se desarrolla lesiones acuosas de forma irregular y ligeramente hundidas. En hoja, tallos y sobre todo en vainas infectadas, se aprecia una mucosidad de color amarillo cuando la humedad ambiental es alta (Apodaca-Sánchez *et al.*, 2011).

Para el manejo de esta enfermedad se sugiere principalmente, la utilización de semilla sana a la densidad recomendada, rotación de cultivos y de ser necesario la aspersión de bactericidas a base de cobre, mancozeb y antibióticos (Apodaca-Sánchez *et al.*, 2011).



Figura 2. Hoja de frijol dañada por la bacteria de tizón común

6.1.7.3. Agallamiento

En México el frijol puede ser atacado por diversas especies de nematodos como lo son *Meloidogyne spp.*, *Nacobbus aberrans* y *Pratylenchus spp.* En Sinaloa, el agallamiento se atribuye comúnmente a *Meloidogyne incognita*, pero es factible que otras especies del género, podrían estar asociadas. En esta región se estima que los nematodos de las agallas pueden limitar la productividad hasta en 30 %, sobre todo en los suelos con altas poblaciones de hongos que también parasitan a las raíces del frijol (Apodaca-Sánchez *et al.*, 2011).

M. incognita afecta a las plantas en cualquier edad, las cuales presentan inicialmente una reducción de su tamaño, palidez, amarillamiento, raquitismo, marchitamiento y finalmente puede morir (fig. 3). Sin embargo el síntoma más distintivo es la formación de agallas en las raíces y ocasionalmente también en el cuello de los tallos (Apodaca-Sánchez *et al.*, 2011).

El manejo de estas enfermedades se basa en la rotación de cultivos con sorgo o maíz (Apodaca-Sánchez *et al.*, 2011).



Figura 3. Raíces con agallas causadas por *Meloidogyne* sp.

6.1.7.4. Virosis

En Sinaloa se estima que los virus más importantes que afectan al frijol son el mosaico común, mosaico dorado y el cálico.

6.1.7.4.1. El virus del mosaico común del frijol (BCMV)

Los síntomas más frecuentes consisten de áreas de color verde oscuro, con los márgenes bien definidos, alternadas con áreas de color verde claro (mosaico), en algunas de las hojas afectadas, los folíolos comúnmente se curvan hacia abajo, las vainas se deforman, presentan mosaico y pueden contener una menor cantidad de semilla (fig.4). El virus se transmite por semilla y en campo las semillas infectadas dan origen a las primeras plantas enfermas y posteriormente puede haber una

dispersión secundaria, principalmente por áfidos (pulgones) (Apodaca-Sánchez *et al.*, 2011).

La base del manejo de este virus es la utilización de semilla sana y la eliminación oportuna de la maleza.



Figura 4. Síntoma del Virus mosaico común en frijol

6.1.7.4.2. Mosaico Dorado del frijol (BGMV)

Este virus es de gran importancia en México. En el Noroeste del país se detectó desde hace más de 30 años, en Baja California Sur y el Norte de Sinaloa es un factor que limita la producción de frijol, pues se llega a presentar incidencias de 100 % y reducciones en el rendimiento hasta de 90%. El virus ataca a todas las variedades comerciales de frijol. La importancia del virus en cada región, está determinada principalmente por la incidencia de la mosca blanca *Bemisia tabaci* Genn. y *B. tabaci* biotipo B, sus únicos vectores conocidos (Apodaca-Sánchez *et al.*, 2011).

La enfermedad se caracteriza por que las hojas presentan áreas amarillas, a veces casi anaranjadas que contrastan con el color verde de las hojas sanas (fig. 5). En etapas avanzadas predomina el color amarillo dorado. La lamina foliar en ocasiones muestra rugosidades, abolsamientos y curvamientos orientados hacia el envés (Apodaca-Sánchez *et al.*, 2011).

Para el manejo de este Begomovirus se recomienda sembrar en la época óptima de siembra, eliminación oportuna de maleza y el control de la mosquita blanca (Apodaca-Sánchez *et al.*, 2011).



Figura 5. Síntomas del mosaico dorado

6.1.7.4.3. Mosaico Cálico (BCaMV)

El mosaico cálico se caracteriza porque el follaje de las plantas enfermas muestra un amarillamiento intenso, casi blanquecino (fig. 6), su medio de dispersión principal es por la mosca blanca (*B. tabaci*). Los síntomas se pueden confundir con otras virosis, sin embargo a medida que pasan los días el cálico tiende a producir una clorosis extrema, que frecuentemente termina en un blanqueamiento de las

hojas afectadas, pudiendo presentar un cierto curvamiento de los folíolos, mientras que las nervaduras permanecen de color verde durante mucho tiempo, no se transmite por contacto entre plantas ni por semillas (Apodaca-Sánchez *et al.*, 2011). Este Begomovirus se puede manejar de manera similar al Virus mosaico dorado (Apodaca-Sánchez *et al.*, 2011).



Figura 6. Síntomas del virus del Mosaico Calicó

6.2. Moho Blanco

6.2.1. Importancia

El moho blanco causa daños severos en cultivos de importancia agrícolas alrededor del mundo. El patógeno se presenta en un amplio rango de hospedantes incluyendo a 408 especies, ubicadas en 278 géneros de 75 familias de especies de plantas, principalmente dicotiledóneas (Boland y Hall, 1994). Entre los cultivos más

afectados por este patógeno destacan alfalfa, cacahuate, col, frijol, girasol, lechuga, papa, soya, tomate (Kolman y Kelly, 2000).

Algunos de los nombres más usados para referirse a la enfermedad son: pudrición algodonosa, pudrición blanda acuosa, pudrición de tallo, pudrición de la corona y moho blanco (Purdy, 1979). Las condiciones climáticas y edáficas determinan la parte de la planta más afectada por este patógeno. Sin embargo, pueden ocurrir pérdidas económicas graves debido al ataque por más de un mecanismo de infección (Castafío *et al.*, 1993). En Sinaloa *S. sclerotiorum* afecta principalmente al frijol, pero también sufren daños severos, cultivos como el garbanzo, chile, tomate y papa (Apodaca-Sánchez *et al.*, 2011).

6.2.2. Síntomas

Algunos de los síntomas inducidos por *S. sclerotiorum* en sus hospederos incluyen marchitez, detención del crecimiento y más frecuentemente la destrucción de órganos cosechados y muerte de la planta. Los tejidos pueden presentar podredumbre blanda a semi blanda, en color de parda a castaño y en ocasiones de tinte rojizo. Es común la aparición de anillos concéntricos pardos en la superficie de tallos y ramas afectadas (Delhey *et al.*, 2009).

Los tallos de las plantas suculentas infectadas, al principio desarrollan lesiones pálidas café oscuras en la base, que rápidamente se cubren por una velloidad algodonosa blancas. En los estados tempranos de la infección, el follaje suele verse normal y las plantas infectadas fácilmente se pasan por alto. Cuando el hongo crece completamente a través del tallo y este se pudre, el follaje superior a la lesión se marchita y muere en unos días (fig. 7). En algunos casos la infección puede iniciar en

una hoja y luego alcanzar el tallo. Las vainas del frijol son atacadas en el sitio donde contactan con la tierra o a través de sus partes florales senescentes (fig.8) (Agrios, 1997).

El micelio blanco y los esclerocios, se forman en el exterior y dentro de las vainas afectadas (fig.9). El hongo *S. sclerotiorum* sobrevive en los rastrojos de los tejidos infectados, como esclerocios en el suelo y como micelio en plantas muertas o vivas (Agrios, 1997).



Figura 7. Marchitez por moho blanco en frijol



Figura 8. Vainas de frijol podridas por moho blanco



Figura 9. Esclerocios sobre la base de un tallo de frijol

6.2.3.1. El patógeno

Los esclerocios son estructuras de resistencia, de forma variable, tipo tubérculo, ricas en nutrimentos y formadas por múltiples hifas (Willettts y Bullock, 1992).

Estos son de color blanco al principio, pero más tarde se ennegrecen y endurecen superficialmente y su diámetro puede ser de 2 a 10 mm, a menudo son más aplanados y largos que esféricos (Agrios, 2005).

Los apotecios son tallos delgados producto de la germinación de los esclerocios que tiene un diámetro de 5 a 15 mm y tiene forma de copa o de disco; en él se forman las ascas y las ascosporas. Estos apotecios liberan numerosas ascosporas al aire al cabo de 2 a 3 semanas (Agrios, 2005).

Las ascas son cilíndricas-clavadas, con medidas hasta de 130 x10 μm y con 8 esporas binucleadas. Las ascosporas no son septadas, uniseriadas, hialinas y elípticas de 9 – 13 x 4 – 5 μm (Ekins *et al.*, 2005; Kohn, 1979 y Willettts Wong, 1974).

6.2.4. Patogénesis

En el proceso de patogenicidad, *S. sclerotiorum* produce un amplio rango de enzimas degradadoras de la pared celular, en las que se incluyen pectinasas, β -1, 3-glucanasas, glicosidasas, celulasas, xilanasas y cutinasas; éstas facilitan la invasión y colonización de la planta huésped, además de crear una fuente de nutrientes asimilables para el micelio invasor (Annis y Goodwin, 1997; Bolton *et al.*, 2006).

Las diversas enzimas de *S. sclerotiorum* son capaces de degradar los componentes de la pared celular, especialmente los polisacáridos (Riou *et al.*, 1991). Las pectinas

son el principal constituyente de la pared celular; cuentan con un esqueleto conformado por residuos del ácido D-galacturónico con enlaces α -1, 4 con varios grados de metil-esterificación, por lo que su degradación requiere la combinación de varias pectinasas (Juge, 2006). La hidrólisis de las pectinas debilita la pared celular lo que facilita la penetración y colonización del hospedero, además provee al hongo de una fuente de carbón para su crecimiento. Enzimas pectinolíticas y celulolíticas han sido estudiadas por su relación en la patogénesis del hongo, componentes celulares y asociados a las enzimas tales como glucanasas han sido consideradas por su relación en la iniciación de producción de apotecios (Agrios, 2005). Las exopoligalacturonasas y exometilgalacturonasas son pectinasas muy importantes, pues se encargan de fragmentar los grupos de dímeros o monómeros glicosilados de los polisacáridos de la pared celular, resultando en la fragmentación del sustrato y obtención de nutrientes.

6.2.5. Epidemiología

El hongo *S. sclerotiorum* produce esclerocios, estructuras de resistencia que pueden permanecer viables por largos periodos de tiempo (figura10-1). Pueden germinar miceliogénicamente o carpogénicamente (Hegedus y Rimmer, 2005). Cuando el esclerocio germina en forma carpogénica (figura10-2), emite apotecios en donde desarrollan ascosporas, las cuales son expulsadas liberadas y diseminadas por el viento (figura10-3). Un apotecio puede permanecer por 10 días, liberando 1600 esporas por hora (Clarkson *et al.*, 2003); es por ello que la infección de la mayoría de las especies de cultivo está asociada principalmente a ascosporas (Young *et al.*, 2004).

Las ascosporas no pueden iniciar la infección directa de las hojas y tallos de plantas sanas, esto solo ocurre cuando las ascosporas colonizan primero a tejido muerto o senescente (usualmente flores) que sirven como fuente de nutrientes para el desarrollo del hongo (figura10-4), antes de la formación de las estructuras de la infección y penetración de otros tejidos sanos (figura10-5) (Abawi *et al.*, 1975).

En las lesiones necróticas en las hojas y tallos aparece el micelio blanco y la subsecuente aparición de esclerocios; estos son quizá los signos más evidentes de la invasión por *S. sclerotiorum* (figura10-6). La germinación miceliogénica del esclerocio (figura10-7) en la superficie del suelo, puede resultar en la infección de plantas adyacentes (figura10-8).

Las hifas pueden penetrar la epidermis de la planta hospedera utilizando enzimas degradadoras de la pared celular o de manera mecánica con la formación de un apresorio (Tariq y Jeffries, 1986). El micelio del hongo invade a la planta hospedera y después forma esclerocios. Al término del cultivo los cuerpos de resistencia quedan dispersos en el suelo; en el siguiente ciclo de cultivo pueden germinar carpogénica o miceliogénicamente y así iniciar un nuevo ciclo de infección (Bolton *et al.*, 2006). La severidad de la enfermedad depende no solamente de los esclerocios, sino también de las condiciones ambientales tales como la temperatura del suelo y la humedad, que afectan la producción de ascosporas por los apotecios. La dirección y velocidad del viento afectan la dispersión de las ascosporas.

Los esclerocios son fuentes de inóculo que juegan un papel importante en el ciclo de la enfermedad, son también estructuras de resistencias que le permiten sobrevivir al hongo en el suelo por largos periodos de tiempo (Willettts y Wong, 1980). El esclerocio es una estructura dura y resistente formada por la compactación de hifas

cubiertas con melanina. El tamaño del esclerocio varía dependiendo del hospedante, en frijol, su forma es alargada, con un tamaño que oscila de 2 a 10 mm. Durante el desarrollo del esclerocio se acumulan reservas endógenas de trehalosa, manitol y arabinol, además de pequeñas cantidades de glucosa, fructosa y manosa que le sirven de sostén en el periodo de latencia y germinación (Henson *et al.*, 1999).

En Sinaloa el moho blanco es una enfermedad endémica, cuya incidencia y severidad varía en función de la humedad invernal y de las poblaciones del hongo en el suelo. La enfermedad se presenta principalmente cuando el cultivo esta en floración y fructificación y el follaje se ha “cerrado”. En estas condiciones la humedad del suelo y en el dosel del cultivo es generalmente suficiente para permitir la germinación de los esclerocios sobre el suelo y con ello el inicio la epidemia.

En condiciones de baja temperatura y alta humedad, los esclerocios germinan y en cada uno emite de uno a tres apotecios; cada uno genera miles de esporas (ascosporas) que son acarreadas por el aire y se pueden diseminar en su mayoría en un radio de 100 -150 m. El moho blanco desarrolla más rápidamente cuando la humedad relativa es 92-100% bajo un rango de temperaturas de 0-28°C. Sin embargo temperaturas de 10-20°C son más apropiados para la formación de los apotecios y la liberación de las ascosporas; valores 15-25°C favorecen la germinación directa de los esclerocios. Una vez que ocurre la infección, el hongo invade los tejidos con mayor rapidez a 20-25°C (Apodaca-Sánchez *et al.*, 2011).



Figura 10. Ciclo de vida de *S. sclerotiorum* en el cultivo del frijol en una región con inviernos fríos, en donde esta especie se cultiva en la primavera (López-Rodríguez, 2010).

6.2.6. Manejo

El manejo del moho blanco debe de enfocarse primeramente a reducir el inóculo primario (esclerocios) en el suelo antes de la siembra, principalmente mediante prácticas culturales. En las etapas de desarrollo vegetativo y reproductivo de la planta, las estrategias se enfocan a atenuar la velocidad de desarrollo de las epidemias; es decir a reducir en lo posible el número de plantas enfermas y la severidad de la enfermedad en las mismas. Para lograr lo anterior, se recurre a los métodos tradicionales de manejo, principalmente el cultural y el químico (Apodaca-Sánchez *et al.*, 2011).

6.2.6.1. Manejo cultural

En la actualidad existen una serie de prácticas dirigidas a reducir el nivel de las enfermedades o su impacto en el rendimiento o calidad; dentro de estas las más importantes son, el manejo del agua de riego, densidades de siembra y fechas de siembra (Apodaca-Sánchez *et al.*, 2011).

Es importante el manejo del agua de riego para un desarrollo normal de la planta, principalmente en las etapas reproductivas, en las cuales no debe faltar la humedad en el suelo, desde el inicio de la floración, hasta el llenado de grano, es recomendable dar riegos ligeros con surcos no mayores a 150 metros para evitar altas incidencias de moho blanco (Apodaca-Sánchez *et al.*, 2011).

La población de esclerocios de *S. sclerotiorum* en el suelo, pueden disminuirse con prácticas como el arado (Wu y Subbarao, 2003). El arado profundo es una estrategia para el manejo del moho blanco y consiste en enterrar los esclerocios a profundidades de 25 a 30 cm para evitar su viabilidad (Subbarao *et al.*, 1996).

La rotación de cultivo ayuda lentamente a disminuir las poblaciones de los esclerocios (Wu y Subbarao, 2003). En terrenos con historial del hongo, deben evitarse altas densidades de siembra y distancias cortas entre los surcos, pues esto provoca una humedad alta bajo el follaje de la planta. Los surcos deben de trazarse en el mismo sentido de la dirección de los vientos dominantes, ya que permite una mejor circulación del aire y en consecuencia una mayor temperatura y menor humedad, factores que pueden ayudar a disminuir la enfermedad (Schwartz *et al.*, 1988; Apodaca-Sánchez *et al.*, 2011).

El riego puede ser uno de los de mayor impacto para el desarrollo de la enfermedad, ya que ayuda a redistribuir a los esclerocios y propicia las condiciones de

temperatura y humedad favorables a la germinación de los mismos. La enfermedad es menos severa cuando se permite una mayor ventilación en las plantaciones para la cual se sugiere: sembrar en suelos bien nivelados; surcar a la longitud y distancias recomendadas; establecer densidades de siembra normales; aplicar riegos ligeros, entre otros (Apodaca-Sánchez *et al.*, 2011).

6.2.6.2. Manejo químico

El control químico es, a la fecha, la estrategia más utilizada para el control de moho blanco. Los tratamientos químicos incluyen ingredientes activos tales como methan-sodio, benomil, clorotalonil, iprodione, vinclozolin, dicloran o metil tiofanato, entre otros. Estos reducen de manera importante la proliferación del hongo en muchos cultivos (Sotomayor, 2011).

En la época en que el ambiente es favorable al moho blanco y, o al inicio de los primeros síntomas, se recomienda la aplicación de fungicidas químicos, entre ellos: benomyl, bosacalid + pyraclostrobin, carbendazim, fluazinam, metil -tiofanato y pyremetanil, entre otros (Apodaca-Sánchez *et al.*, 2011).

De acuerdo a la última Guía técnica emitida por el Campo Experimental Valle del Fuerte (CEVAF), del año 2003, se sugiere aplicar Benomyl (Benlate o Promyl) en dosis de 0.5 a 1.0 Kg por hectárea y repetir a los 10 o 15 días si persisten las condiciones.

6.2.7. Manejo Biorracional

El termino biorracional representa cualquier sustancia de origen natural o parecidas que poseen un modo de acción único, no son toxicas a los humanos ni al

entorno, su efecto no es adverso o de muy bajo riesgo sobre la vida silvestre y el medio ambiente <http://www.agrovergel.com/Biorracional.html>.

El manejo biorracional se refiere al empleo de sustancias de origen biológico, botánicos y orgánicos (biorracionales) para reducir la virulencia de patógenos [http://academic.uprm.edu/walmodovar/HTMLobj-245/Fungicidas Bioraci Aromat.pdf](http://academic.uprm.edu/walmodovar/HTMLobj-245/Fungicidas_Bioraci_Aromat.pdf), que sean amigables con el medio ambiente y ayuden a la conservación de los distintos recursos naturales propios de cada región para las futuras generaciones. Algunas de estas sustancias comprenden el uso de compuestos orgánicos, organismos antagónicos, extractos vegetales, entre otros.

Como alternativas para controlar enfermedades en las plantas existen alrededor de 3,000 compuestos naturales de origen vegetal que han sido reportados, mostrando actividad bactericida, fungicida, insecticida, repelente y nematocida (Regnault, 2004; Obledo *et al.*.,2004; Kagale *et al.*, 2004).

En los últimos años se han intensificados estudios de productos de origen vegetal en su parte química para el control biológico contra patógenos y plagas (Kagale *et al.*, 2004).

VII. MATERIALES Y MÉTODOS

7.1. Bioensayos de fungicidas contra *Sclerotinia sclerotiorum* in vitro

7.1.1. Aislamiento de *S. sclerotiorum*

Se colectaron plantas de frijol con síntomas típicos del moho blanco, en diferentes plantaciones ubicadas en el Valle del Fuerte. El material se trasladó al Laboratorio de Fitopatología de la ESAVF-UAS, con el fin de aislar al patógeno.

El medio de cultivo utilizado para aislar al hongo fue el de papa dextrosa agar (Bioxon). Este medio se preparó en matraces con 100 mililitros de agua destilada y cuatro gramos de PDA por cada matraz; se taparon con algodón y papel aluminio. El material se esterilizó en autoclave a una presión de 15-20 Libras / Pulg² y temperatura entre 100 y 120°C durante 20 minutos. Luego en la campana de flujo laminar, previamente desinfectada con alcohol al 70 %, el medio de cultivo se vació a cajas Petri.

Para aislar al hongo, se cortaron trozos de tejido infectado en el borde de la lesión en los tallos y vainas. El material se desinfectó con hipoclorito de sodio al 5% durante treinta segundos; luego se lavaron tres veces con agua destilada estéril y se secaron con servilletas de papel esterilizadas. Finalmente cinco trozos de tejido de cada muestra, se colocaron en una caja Petri con medio de cultivo papa dextrosa agar (PDA). Las cajas se incubaron a temperatura ambiente (18-20°C), para esperar el desarrollo del hongo sobre la placa.

A las 24-48 hr los aislados se purificaron, para lo cual del borde de las colonias en crecimiento activo, se cortaron pequeñas porciones de puntas de hifa mediante una aguja de disección, flameada en un mechero de alcohol. El inóculo se transfirió a

nuevas cajas con el medio PDA. A las 24 hr, a partir de las colonias puras crecida en las placas, se tomaron pequeñas porciones de micelio, que se transfirieron a tubos de cultivo con medio PDA; estos se preservaron en un refrigerador a 4-6°C, hasta su utilización en los dos bioensayos realizados *in vitro*.

7.1.2. Efecto de fungicidas químicos convencionales

En este Ensayo (Ensayo 1 = E1) *in vitro* se probaron doce productos fungicidas (Cuadro 1), mismos que se hallan registrados oficialmente en los catálogos de SENASICA-SAGARPA para el control de *S. sclerotiorum* en frijol y otros cultivos; o bien productos comerciales con potencial de control que se utilizan contra hongos del suelo o follaje en diversas especies vegetales.

En E1, cada uno de los fungicidas se probó a 1-3 concentraciones (ppm), generándose un total de 23 tratamientos químicos más un testigo (Cuadro 1).

Cuadro 1 Fungicidas químicos y sus dosificaciones probadas contra *S. sclerotiorum* en el Ensayo 1, en medio de cultivo papa-dextrosa-agar (PDA).

Fungicida	Concentración de ingrediente activo (ppm)	Marca comercial	Empresa fabricante
Bicarbonato de potasio	42.5 4.25	Mil stop Plus®	Plant Health Care
Boscalid	5.00 0.50 0.25	Cantus®	BASF Mexicana
Boscalid + pyraclostrobin	2.52+1.28 0.252+0.128 0.0252+0.0128	Cabrio® C	BASF Mexicana
Carbendazim	2.50 0.25	Bavistin® DF	BASF Mexicana
Fluazinam	40.40 404.00	Shogun® FW 500	Syngenta Agro
Fludioxonil+ciprodinil	2.5+3.75 0.25+0.375 0.025+0.0375	Switch® 62.5 WG	Syngenta Agro
Fluoxastrobin	40.00 400.00	Vigold®	Bayer Crop Science
Procloraz	42.10 421.0	Sportak®	Bayer Crop Science
Kasugamicina	20.00 2.00	Kasumin LS	Arysta Life Science
Octanoato de cobre	1040.00 520.00	Cueva	Mitsui de México
Testigo	0.00		

Este ensayo se estableció el 3 de abril de 2012.

A partir de la colección de aislados preservados en el laboratorio, se seleccionó al azar uno que se obtuvo de frijol, con el fin de someterlo a las pruebas *in vitro* con fungicidas. A partir de un tubo de cultivo con el hongo preservado, con una aguja de disección se tomaron pequeñas porciones de PDA-hongo, mismos que en condiciones asépticas se transfirieron al centro de placas con PDA. Estas cajas se incubaron a temperatura ambiente (18-20°C) durante cinco días, para permitir que

las colonias cubrieran por completo la placa de PDA y así contar con inóculo para el bioensayo.

Los fungicidas a las concentraciones deseadas, se incorporaron en el medio de cultivo PDA recién esterilizado, cuando este se encontraba aproximadamente a 45°C y de inmediato se dispensaron en cajas de Petri desechables (8 cm de diámetro) esterilizadas. Enseguida en cada una de las cajas tratadas, se colocó una rodaja circular de 1 cm de diámetro de PDA-hongo en el centro de cada caja. El testigo se estableció de manera similar, pero en este caso se sembró en medio PDA sin fungicida.

Las cajas se incubaron a temperatura ambiente (18-20°C), bajo un diseño completamente al azar, en donde la unidad experimental consistió de una caja de Petri sembrada con el hongo. El efecto de los tratamientos se evaluó a las 48, 96 y 144 hr, para lo cual se midió el radio de la colonia del hongo en cada una de las cinco repeticiones de cada tratamiento.

7.1.3. Efecto de fungicidas biorracionales (Ensayo 2)

En la búsqueda de alternativas biorracionales al manejo de esta enfermedad, se realizó el ensayo 2 (E2) en el cual se probaron ingredientes tipo biorracional de diferente naturaleza química, de los cuales se desconocía su toxicidad hacia *S. sclerotiorum*.

El ensayo E2 se estableció de manera similar a la descrita para los fungicidas químicos, con las únicas diferencias: a) las temperaturas fueron de 14-16°C; b) se utilizaron solo tres repeticiones por tratamiento; c) el efecto de los tratamientos se evaluó a las 48, 96 y 240 hr.

Cuadro 2. Fungicidas biorracionales probados contra *S. sclerotiorum* in vitro (Ensayo 2).

Fungicida	Concentración (% i. activo)	Marca comercial	Empresa fabricante
Ácido Salicílico ^a	100	Comercial	
<i>Bacillus subtilis</i> QST713 (metabolitos deshidratados) ^b	14.60	Serenade	Agraquest
Dióxido de hidrógeno ^c	27	Oxidate	Advan
Extracto de ajo ^d	90	-	-
Extracto de canela ^e	100	-	-
Extracto de citronela ^f	100	-	-
Extracto de clavo ^g	100	-	-
Extracto de semilla cítricos ^h	100	Fractal	Bernilabs
E.S.Cítricos+Quercetina+ Antibióticos Naturales ⁱ	75 + 28.44 + 12	Spectra 12	J.A.M.A.
Extracto semilla toronja ^j	100	Citripower	Matedic
Testigo	-	-	-

7. 2. Ensayo de fungicidas en campo (Ensayo 3)

7.2.1. Establecimiento del ensayo y manejo del cultivo

El Ensayo 3 (E3) se realizó en la Escuela Superior de Agricultura del Valle del Fuerte (ESAVF), de la Universidad Autónoma de Sinaloa. Se ubica en Juan José Ríos, Sinaloa (25° 45' 22'' N. 108° 50' 21'' W. 14 m.s.n.m).

En el lote experimental, el suelo es arcilloso, con un contenido bajo de materia orgánica (0.5 %), pH=7.9 y CE= 5.44 mmhos/cm. Tanto el pH como la CE se obtuvieron en el Laboratorio de Física y Química de suelos de la ESAVF con un medidor portátil marca Hanna H1981.

El terreno se preparó mediante un piqueo, dos pases de rastras, nivelación y marca.

El 30 de octubre de 2012 se sembró la variedad de frijol azufrado Higuera a una distancia de 75 cm entre surcos. La siembra se llevó al cabo manualmente sobre suelo húmedo. El cultivo se manejó de acuerdo a las recomendaciones establecidas para el cultivo del frijol en el Norte de Sinaloa (CEVAF, 2003) y consistió en aplicar los riegos bajo un sistema de riego por goteo.

La fertilización consistió en distribuir en el agua de riego a través del sistema de riego por goteo 100 Unidades de N ha⁻¹ a base de Urea(46-00-00) y Poly-feed (Triple 19), 53 Unidades de fósforo y 53 Unidades de potasio/ha⁻¹ de Poly-feed (Triple 19), y en forma foliar se aplicó con una aspersora de mochila manual marca Swissmex-82 de capacidad del tanque 15 L., 4 Lt/ha⁻¹ de HigNRG-N (27-0-0-1) dividido en dos partes. El control de malezas se llevó a cabo mediante deshierbes manuales a través del uso de azadón en repetidas ocasiones.

Para asegurar la presencia del moho blanco en el cultivo del frijol, se inocularon 20 esclerocios de *S. sclerotiorum* por metro lineal sobre la hilera de siembra, el día primero de noviembre de 2012. Este inóculo fue donado para este trabajo de Investigación por el M.C. Rafael A. Salinas Pérez (q.e.p.d.), ex investigador del Campo Experimental Valle del Fuerte-INIFAP. Estos esclerocios se habían colectado en el Valle del Fuerte, en la primavera del 2012, a partir de material de frijol cribado para eliminar impurezas y las propias estructuras de resistencia.

Ante la presencia de mosca blanca *Bemisia tabaci* (Gennadius) biotipo "B" (Hemiptera: Aleyrodidae), se asperjó el insecticida thiametoxan (Actara[®]) en dosis de 400 gr/ha, el 28 de noviembre y el 17 de diciembre de 2012.

7.2.2. Tratamientos probados

Los fungicidas convencionales a probar en el campo, fueron los que resultaron más efectivos en los resultados del E1 *in vitro*. Los productos y dosificaciones probadas fueron las siguientes (Cuadro 3):

Cuadro 3. Fungicidas evaluados contra moho blanco del frijol en el Valle del Fuerte, Sinaloa (Ensayo 3). Otoño-Invierno 2012-2013.

Fungicida	Dosificaciones gr ha ⁻¹	
	Ingrediente activo	Producto formulado
Boscalid + Pyraclostrobin ^a	189 + 96	0.75
Carbendazim ^b	250	0.50
Fluazinam ^c	250	0.50
Fludioxonil + Ciprodinil ^d	125+187.5	0.50
Tebuconazole ^e	187.5	0.75
Testigo	-	-

^a Cabrio C[®], Basf.); ^b Bavistin[®], Basf; ^c Shogun[®] 500 W, Syngenta); ^d Switch[®] 62.5, Syngenta); ^e Folicur 250 EW[®], Bayer.

En el ensayo que se evaluaron los fungicidas también se evaluó el efecto de tres distintas densidades de siembra: 12, 16 y 20 semillas / metro lineal. Estas densidades se definieron tomando referencia el rango de 15-18 semillas por metro lineal, propuesto por el Campo Experimental del Valle del Fuerte (CEVAF, 2003).

7.2.3. Diseño experimental

La combinación de las tres densidades de siembra y los seis fungicidas (cinco ingredientes activos más un testigo), derivaron en un total de 18 tratamientos más el testigo. Los cuales se distribuyeron en un diseño en bloques completos al azar, en un arreglo combinatorio con cuatro repeticiones (parcelas) (Cuadro 4).

La parcela experimental constó de cuatro surcos de cinco metros de largo, en la cual se cosecharon solamente los dos centrales, excluyendo 50 cm en cada extremo para eliminar el efecto de orilla. Así, cada parcela útil consistió de 12 m².

Cuadro 4. Diseño en bloques completos al azar con Arreglo combinatorio

9	8	7	6	5	4	3	2	1	<i>Bloque I</i>
3-F	1-A	1-F	1-D	3-E	2-B	3-B	1-C	3-C	
10	11	12	13	14	15	16	17	18	<i>Bloque II</i>
2-A	1-E	3-A	2-D	2-E	2-C	3-D	1-B	2-F	
27	26	25	24	23	22	21	20	19	<i>Bloque III</i>
2-F	1-C	1-D	1-A	2-A	1-F	3-C	3-E	2-B	
28	29	30	31	32	33	34	35	36	<i>Bloque IV</i>
1-B	3-A	2-E	3-B	1-E	2-C	3-D	2-D	3-F	
45	44	43	42	41	40	39	38	37	<i>Bloque I</i>
1-D	2-F	3-A	1-E	3-E	2-A	1-C	1-B	1-A	
46	47	48	49	50	51	52	53	54	<i>Bloque II</i>
3-C	2-D	3-D	2-B	1-F	2-C	2-E	3-F	3-B	
63	62	61	60	59	58	57	56	55	<i>Bloque III</i>
1-D	3-C	1-F	2-B	2-D	3-A	2-A	3-B	1-C	
64	65	66	67	68	69	70	71	72	<i>Bloque IV</i>
2-C	1-B	3-F	1-E	3-D	2-F	3-E	1-A	2-E	

Números superiores en cada celda corresponden al número específico de cada unidad experimental. Cifras inferiores en cada celda, en caracteres negritos, corresponden a la densidad de siembra y fungicidas específicos. Fungicidas: A= Boscalid + pyraclostrobin, B= Carbendazim, C= Fluazinam, D= Fludioxonil + Ciprodinil, E=Tebuconazole, F = Sin fungicida

7.2.4. Aspersiones de fungicidas

La primera aplicación de los fungicidas se realizó cuando el cultivo se encontraba en la etapa de floración y formación de vaina, (71dds); y la segunda aplicación de los fungicidas se realizó a los (14dda1), en la etapa de formación y

llenado de vainas. Se utilizó una aspersora motorizada de mochila marca Swissmex[®] SHP-800 cuya capacidad del tanque es de 25 L. El volumen de agua asperjada fue de 1333.3 L/ha⁻¹.

Al momento de realizar la primera aspersión, la epidemia de moho blanco ya había iniciado en el lote experimental, estimando valores de 1.46 % de plantas con incidencia en el testigo y 1.15-1.41 % de incidencia en las parcelas por aplicar fungicidas.

7.2.5. Eficacia biológica de los fungicidas sobre el moho blanco

Con el fin de estimar el efecto de los fungicidas sobre el moho blanco, se midieron cien plantas al azar en cada parcela útil. Se estimó la incidencia de plantas con síntomas de moho blanco: 1 día antes y 2 días después de la aplicación 1; 1 día antes y 7 días después de la aplicación 2.

Se evaluó la incidencia de plantas enfermas donde se consideró dos aspectos: a) plantas que mostraban lesiones en el cuello y base del tallo, putativamente causadas por la germinación miceliogénica de esclerocios, b) plantas que presentaban lesiones en el follaje o vainas, atribuidas a las ascosporas producidas en apotecios emergidos previamente de esclerocios germinados carpogénicamente, de acuerdo a lo planteado por Hegedus y Rimmer (2005).

La Incidencia de plantas afectadas por la enfermedad se calculó mediante la fórmula de Van der Plank (1975):

$$I = (PE / PT) \times 100, \text{ donde:}$$

I = Índice de Incidencia (%)

PE= número de plantas enfermas

PT= número total de plantas evaluadas en la muestra

7.2.6. Efecto de los fungicidas en el rendimiento de grano

Con el fin de estimar el efecto de los tratamientos sobre la productividad de las plantas, expresada a través de la producción del grano de frijol y su peso específico, se midieron:

7.2.6.1. Rendimiento de grano

A los 108 días después de la siembra (dds), las plantas de cada parcela útil de cada repetición se cosecharon por separado. Las plantas se secaron al sol durante cinco días y posteriormente se desgranaron manualmente. Para cada parcela útil se pesó la cosecha obtenida, mediante una balanza marca OHAUS® US. Pat No.2.729.439, 2610 g – 5 Lb 2 oz. Los datos se procesaron mediante una regla de tres simple, para estimar el rendimiento de grano por hectárea.

7.2.6.2. Peso de 100 granos

A partir del volumen de grano cosechado en cada parcela útil se escogieron al azar 100 granos, mismos que fueron procesados juntos con el fin de estimar su peso específico.

7.3. Análisis estadísticos

En los bioensayos *in vitro*, los datos del radio de la colonia, se transformaron a raíz cuadrada para homogeneizar las varianzas (Little y Hills, 1989); después se sometieron a un análisis de varianza (ANOVA) y las medias aritméticas se compararon mediante la prueba de Tukey ($p = 0.05$) a través del programa SAS (Statistical Analysis System), versión 9.0 (2002); Cary, N.C., USA.

En el ensayo de campo, los datos de plantas con lesiones de la enfermedad se transformaron y se analizaron como ya se indicó en las pruebas *in vitro*. Así mismo, las medias aritméticas correspondiente a las variables rendimiento y peso de 100 semillas se analizaron, sin transformar, mediante ANOVA y también se compararon mediante la prueba de Tukey ($p = 0.05$).

VIII. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

8.1. Bioensayos de fungicidas contra *S. sclerotiorum* in vitro

8.1.2. Fungicidas químicos convencionales (Ensayo 1)

A las 48 hr después de la siembra (hds) del hongo, el menor radio de la colonia ($p < 0.0001$) de *S. sclerotiorum* se registró con todas las concentraciones probadas de Boscalid + Pyraclostrobin, Carbendazim, Fluazinam, Fludioxonil + Ciprodinil, Fluoxastrobin y Procloraz. En contraste, con las dos dosificaciones de Kasugamicina y del Octanato de cobre, así como Bicarbonato de Potasio (dosis baja), la colonia presentó un desarrollo similar o mayor que el testigo (Cuadro 5).

A las 96 y 144 hds Boscalid+ Pyraclostrobin, Carbendazim, Fluazinam, Fludioxonil + Ciprodinil y Procloraz, con todas las concentraciones evaluadas, mantuvieron el mayor nivel supresivo de la colonia ($p < 0.0001$), tal y como se había observado a las 48 hds. El Bicarbonato de potasio (dosis baja), así como las dos dosificaciones de kasugamicina y Octanato de cobre, permitieron un desarrollo similar o mayor que el testigo (Cuadro 5).

El Fluoxastrobin, en las dos concentraciones probadas y el Boscalid 5. 0 y 0.5 ppm, quienes habían mostrado buen efecto 48 hds, permitieron el crecimiento significativo del micelio del hongo a las 96 y 144 hds (Cuadro 5).

Cuadro 5. Efecto de fungicidas químicos, incorporados en medio de cultivo papa dextrosa agar, sobre el crecimiento micelial de *S. sclerotiorum* in vitro. Ensayo 1.

Fungicida	Concentración (ppm i.a.)	$\sqrt{x+0.5}$ Radio de la colonia (cm)		
		48 hr	96 hr	144 hr
Bicarbonato de potasio ^a	42.50	0.84 bcd	0.93 cd	1.06 cd
	4.25	1.10 ab	1.90 a	1.99 a
Boscalid ^b	5.00	0.75 d	0.92 cd	1.19 bc
	0.50	0.75 d	0.89 cd	1.05 cd
	0.25	0.82 cd	0.99 cd	1.21 bc
Boscalid + pyraclostrobin ^c	2.520+1.280	0.71 d	0.71 d	0.71 d
	0.252+0.128	0.71 d	0.71 d	0.71 d
	0.0252+0.0128	0.71 d	0.72 d	0.72 d
Carbendazim ^d	2.50	0.72 d	0.72 d	0.72 d
	0.25	0.72 d	0.72 d	0.72 d
Fluazinam ^e	40.40	0.71 d	0.71 d	0.71 d
	404.00	0.71 d	0.71 d	0.71 d
Fludioxonil + ciprodinil ^f	2.7+3.75	0.72 d	0.72 d	0.72 d
	0.25+0.375	0.72 d	0.72 d	0.71 d
	0.025+0.0375	0.71 d	0.71 d	0.71 d
Fluoxastrobin ^g	40.00	0.72 d	1.06 c	1.57 ab
	400.00	0.72 d	1.01 c	1.37 bc
Kasugamicina ^h	20.00	1.08 abc	1.80 ab	1.99 a
	2.00	1.14 a	1.89 a	1.99 a
Octanato de cobre ⁱ	1040.00	1.08 abc	1.86 a	1.99 a
	520.00	1.05 abc	1.70 ab	1.99 a
Procloraz ^k	42.10	0.71 d	0.71 d	0.72 d
	421.00	0.71 d	0.71 d	0.71 d
Testigo	0.00	1.07 abc	1.54 b	1.99 a

^a PHC Mil Stop, Plant Health Care; ^b Cantus, Basf; ^c Cabrio, Basf; ^d Bavistin, Basf; ^e Shogun, Syngenta; ^f Switch, Syngenta; ^g Vigold, Bayer; ^h Kasumin, Arysta; ⁱ Cueva, Mitsui de Mexico; ^k Sportak, Bayer. Datos se transformaron a raíz cuadrada ($\sqrt{x+0.5}$) antes de análisis. Medias con misma letra en cada columna no son significativamente diferentes (Tukey $\alpha = 0.05$).

Al final del ensayo *in vitro* Boscalid + Pyraclostrobin, Carbendazim, Fluazinam, Fludioxonil + Ciprodinil y Procloraz fueron las sustancias que inhibieron en mayor proporción a *S. sclerotiorum*, corroborándose resultados de otros autores. Así por ejemplo, Walter *et al.* (2005) reportaron que el Carbendazim inhibió el crecimiento micelial de *S. sclerotiorum* en más de 90%, con concentraciones de 1 ppm. En este trabajo se redujo significativamente el desarrollo micelial con Carbendazim a 0.25

ppm, lo cual indica que el aislamiento de Sinaloa probado, fue más sensible. Aunque el Carbendazim es un fungicida ampliamente utilizado en la región norte de Sinaloa, ya que muestra regularmente una buena eficacia para el control de moho blanco.

Sin embargo, al igual que otros bencimidazoles, si la presión de inóculo es alta y el ambiente muy favorable a la enfermedad, su eficacia disminuye drásticamente a menos que las dosificaciones se incrementen sustancialmente. El uso prolongado de bencimidazoles, incluido Carbendazim (más de 30 años) en la región posiblemente ha derivado en pérdida de sensibilidad de algunas poblaciones, contra este grupo de fungicidas.

La inhibición *in vitro* de *S. sclerotiorum* con Fluazinam a 400.4 y 40.4 ppm, no es de sorprender ya que este fungicida es uno de los más eficaces contra el moho blanco, a concentraciones de 0.5 L ha⁻¹. De hecho junior y colaboradores (2008) reporta una supresión del micelio de este hongo, a concentraciones tan bajas como a 0.1, 1 y 10 µL L⁻¹.

8.1.2. Efecto de fungicidas biorracionales (Ensayo 2)

A las 24 hds el crecimiento del hongo fue nulo en todos los tratamientos, excepto en el testigo, cuyo radio de la colonia fue de tan solo 4 mm; pero estadísticamente no hubo diferencia entre los tratamientos (datos no mostrados en tablas).

A las 48 hds el hongo fue suprimido en 100%, por el ácido salicílico, dióxido de hidrógeno así como los extractos de citronela, clavo y semilla de toronja en sus dos concentraciones; también con las dosis altas de los extractos de canela y ajo. En

cambio, el extracto de canela (dosis baja) y las dos concentraciones de extracto de semilla de cítricos (ESC) + quercetina + complejo de antibióticos naturales (CAN) se comportaron similarmente al testigo (Cuadro 6).

A las 72, 96 y 120 hds la supresión del hongo se mantuvo con ambas dosificaciones del ácido salicílico, dióxido de hidrógeno, extractos de semilla de toronja y también con las dosis altas de ajo y citronela. Por el contrario, el extracto de canela en su dosis baja y las dos dosis de ESC + Quercetina + CAN se mantuvieron con un nulo efecto inhibitorio, pues su crecimiento fue idéntico al testigo. También la dosis baja del extracto de ajo, fue superada por el hongo y el diámetro de la colonia fue igual a la del testigo sin fungicida (Cuadro 6).

Al finalizar el bioensayo con sustancias bioracionales (240 hds), se destacó que el ácido salicílico, dióxido de hidrógeno y extracto de semilla de toronja mantuvieron un control absoluto de *S. sclerotiorum*. Un excelente resultado se obtuvo con la dosis alta de citronela, cuya supresión de la colonia fue total. Cabe destacar que la eficacia de muchos tratamientos, fue disminuyendo en la medida que transcurría el período de incubación; sustancias como el extracto de ajo y citronela en sus dosis bajas, así como el extracto de cítricos y la mezcla extracto de semilla de cítricos ESC + Quercetina + CAN, en sus dos concentraciones, mostraron un desarrollo de la colonia superior al del testigo (Cuadro 6).

Cuadro 6. Efecto de fungicidas biorracionales, incorporados en medio de cultivo papa dextrosa agar, sobre el crecimiento micelial de *S. sclerotiorum* in vitro. Ensayo 2.

Fungicida	Dosis (ppm i.a.)	$\sqrt{x+0.5}$ Radio de la colonia (cm)				
		48 hr	72 hr	96 hr	120 hr	240 hr
Ácido Salicílico ^a	500	0.71 d	0.71 c	0.71 f	0.71 e	0.71 b
	1000	0.71 d	0.71 c	0.71 f	0.71 e	0.71 b
<i>Bacillus subtilis</i> (metabol) ^b	500	0.87 bcd	0.92 bc	0.93 def	1.11 bcde	1.11 b
	1000	0.79 d	0.85 bc	0.85 ef	1.04 cde	1.04 b
Dioxido de hidrógeno ^c	135	0.71 d	0.71 c	0.71 f	0.71 e	0.71 b
	270	0.71 d	0.71 c	0.71 f	0.71 e	0.71 b
Extracto ajo ^d	500	0.97 bcd	1.13 b	1.63 ab	2.05 a	2.92 a
	1000	0.71 d	0.71 c	0.71 f	0.71 e	1.45 ab
Extracto canela ^e	500	1.17 ab	1.71 a	2.05 a	2.05 a	2.92 a
	1000	0.71 d	0.84 bc	0.97 cdef	1.11 bcde	1.45 ab
Extracto citronela ^f	500	0.71 d	0.95 bc	1.33 bcde	1.79 abc	2.92 a
	1000	0.71 d	0.71 c	0.71 f	0.71 e	0.71 b
Extracto clavo ^g	2500	0.71 d	0.81 bc	0.83 ef	0.83 e	1.58 ab
	5000	0.71 d	0.91bc	0.91 ef	0.96 de	1.38 ab
Extracto semilla cítricos ^h	50	0.97 bcd	1.16 b	1.53 abcd	1.85 abc	2.92 a
	100	0.84 cd	1.12 bc	1.57 abc	1.68 abcd	2.92 a
Extracto semilla cítricos + Quercetina + CAN ⁱ	375+142+60	1.16 abc	1.73 a	2.05 a	2.05 a	2.92 a
	750+284+120	1.34 a	1.83 a	2.05 a	2.05 a	2.92 a
Extracto semilla toronja ^j	1000	0.71 d	0.71 c	0.71 f	0.71 e	0.71 b
	1500	0.71 d	0.71 c	0.71 f	0.71 e	0.71 b
Testigo	-	1.32 a	1.82 a	1.94 a	2.05 a	2.76 a

CAN = Complejo de Antibióticos Naturales. Los datos se transformaron a raíz cuadrada ($\sqrt{x+0.5}$) antes de su análisis. Medias con la misma letra en cada columna no son significativamente diferentes (Tukey $\alpha = 0.05$).

Los resultados obtenidos al final del bioensayo (240 hds), indicaron que el ácido salicílico, dióxido de hidrogeno, así como los extractos de semilla de toronja y de citronela, fueron los que redujeron en mayor proporción el crecimiento micelial de *S. sclerotiorum* in vitro. Estos resultados muestran que dichos compuestos poseen el potencial de controlar al moho blanco en condiciones de campo, de ahí que se sugiere a futuro, tomando como base las concentraciones probadas in vitro, correr los ensayos pertinentes para confirmar dicha eficacia. Es posible que los extractos de semilla de toronja y de citronela, pueden ser efectivos en el tratamiento de frutos y verduras en pos cosecha, ya que *S. sclerotiorum* puede ser importante en

almacenaje y durante la comercialización de ejotes, calabacitas y pepinos, entre otros.

Aunque el moho blanco se puede controlar con fungicidas sintéticos como el Benomyl, Clorotalonil, Metil Tiophanato, Iprodione y Dicloran, estos son costosos (Tu, 1997), además del impacto negativo de estos en el ambiente (Alcalá de Marcano *et al.* 2005). Ante esta situación se ha incentivado el uso de sustancias biorracionales que puedan sustituir a corto plazo a las sustancias químico-sintéticas (Stauffer *et al.*, 2000).

El efecto supresor del ácido salicílico sobre *S. sclerotiorum* es una manifestación de fungitoxicidad directa, en función de las dosificaciones relativamente altas que fueron probadas (500 y 1000 ppm). El resultado es interesante desde diversas perspectivas, ya que normalmente se asocia al ácido salicílico como una sustancia que activa los mecanismos de Resistencia Sistémica Adquirida (SAR) de la planta contra el ataque por patógenos, estrés por frío, radiación UV y estrés osmótico (Conrath *et al.*, 1995). Es probable que a las concentraciones de ácido salicílico probadas como eficaces *in vitro*, el moho blanco puede ser controlado en campo, aspecto por investigar en trabajos posteriores. También queda pendiente de evaluar el efecto fitotóxico de este compuesto en las dosificaciones evaluadas. Así también sería muy interesante estudiar el efecto de dosis bajas, intervalos de aplicación, entre otros, tendientes a determinar su posible efecto en la inducción de SAR, específicamente en frijol, contra *S. sclerotiorum*, pues no se detectó información publicada sobre este en particular.

El Dióxido (= peróxido) de Hidrogeno es un fungicida de contacto y preventivo, cuya acción desinfectante de amplio espectro incluye a hongos y bacterias fitopatógenas, http://www.terralia.com/agroquimicos_de_mexico/index.php?proceso=r

de fungicidas, cuya eficacia se ha demostrado sobre los hongos del género *Penicillium* y también sobre *Botrytis cinerea* (www.citripower.com.mx).

Por otra parte, uno de los productos que también ejerció un buen nivel de control de *S. sclerotiorum*, es el aceite esencial de citronela (*Cymbopogon nardus*). Esta sustancia mostró actividad frente al hongo *Macrophomina phaseolina*, expresada en la capacidad de inhibir el crecimiento de esta especie a una concentración de 1.5 %. (Sánchez *et al.*, 2008) El presente trabajo con sustancias biorracionales, es el punto de partida para investigaciones futuras, en donde se deberá de evaluar la eficacia de estos tratamientos en condiciones de campo, para verificar la eficacia biológica de los mismos, contra este patógeno devastador.

8. 2. Ensayo de fungicidas en campo

8.2.1. Incidencia de moho blanco previa a la primera aspersión

En las parcelas pre asignadas a cada uno de los tratamientos, la incidencia de plantas afectadas por moho blanco en la base del tallo, o en el follaje-vainas, dos días antes de la aplicación 1 (2 DAA-1), no fue significativamente diferente ($p \geq 0.0001$). Así también, al analizar la incidencia total de plantas afectadas (base del tallo + parte aérea) por moho blanco, no se detectaron diferencias significativas (Cuadro 7).

Cuadro 7. Incidencia de plantas de frijol afectadas por moho blanco, dos días previos a la primera aspersión de fungicidas. Valle del Fuerte, otoño-invierno 2012-2013.

Fungicida por aplicar en las parcelas pre asignadas	Dosificación por aplicar (g i. a. ha ⁻¹)	Incidencia ($\sqrt{x+0.5}$) de moho blanco en:		
		Base de tallo	Follaje y vainas	Plantas (total)
Fludioxonil+ciprodinil	125+187.5	0.84 ^a	1.33 ^a	1.40 ^a
Carbendazim	250	0.88 ^a	1.24 ^a	1.41 ^a
Fluazinam	250	1.02 ^a	1.40 ^a	1.40 ^a
Boscalid+ pyraclostrobin	189+96	0.96 ^a	1.09 ^a	1.26 ^a
Tebuconazol	187.5	0.88 ^a	0.98 ^a	1.15 ^a
Testigo	-	0.97 ^a	1.15 ^a	1.46 ^a

Medias con las mismas letras en cada columna no son significativamente diferentes (Tukey $p = 0.05$)

En lo referente el efecto de las tres densidades de siembra, ninguna de ellas influyó significativamente sobre la incidencia de moho blanco, al momento de la evaluación previa realizada dos días antes de la primera aspersión (Cuadro 8).

Cuadro 8. Incidencia de plantas de frijol afectadas por moho blanco, bajo tres densidades de siembra, dos días previos a la primera aspersión de fungicidas. Valle del Fuerte, otoño-invierno 2012-2013.

Densidad (Semillas / m lineal)	Incidencia ($\sqrt{x+0.5}$) de moho blanco en:		
	Base de tallo	Follaje y vainas	Plantas (total)
12	0.92 ^a	1.13 ^a	1.28 ^a
16	0.84 ^a	1.16 ^a	1.30 ^a
20	0.98 ^a	1.86 ^a	1.40 ^a

Medias con las mismas letras en cada columna no son significativamente diferentes (Tukey $p = 0.05$)

8.2.2. Eficacia de fungicidas contra moho blanco

La incidencia de plantas afectadas por moho blanco 2 días después de la aplicación 1 (2 DDA-1), evaluación efectuada 71 días después de la siembra (dds), no se obtuvieron diferencias significativas entre tratamientos ($p \geq 0.0001$). Sin embargo, la incidencia de plantas afectadas en la base de tallos y follaje-vainas con

los tratamientos Boscalid + Pyraclostrobin y Tebuconazol, se observó una tendencia numérica de plantas afectadas, menor que en el testigo (Cuadro 9). En cuanto a la incidencia de plantas totales afectadas por moho blanco, tampoco se detectaron diferencias estadísticas significativas; si bien los tratamientos Carbendazim, Fluazinam y Tebuconazol presentaron una tendencia a ser menores que el testigo.

Cuadro 9. Incidencia de plantas de frijol afectadas por moho blanco, dos días posteriores a la primera aspersion de fungicidas. Valle del Fuerte, otoño-invierno 2012-2013.

Fungicida	Dosificación (g i.a. ha ⁻¹)	Incidencia ($\sqrt{x+0.5}$) de moho blanco en:		
		Base de tallo	Follaje y vainas	Plantas (total)
Fludioxonil + ciprodinil	125+187.5	1.33 ^a	1.94 ^a	2.05 ^a
Carbendazim	250	1.24 ^a	1.83 ^a	1.96 ^a
Fluazinam	250	1.22 ^a	1.72 ^a	1.90 ^a
Boscalid + pyraclostrobin	189+96	1.13 ^a	1.54 ^a	2.24 ^a
Tebuconazol	187.5	1.10 ^a	1.48 ^a	1.97 ^a
Testigo	-----	1.47 ^a	1.90 ^a	2.29 ^a

Medias con las mismas letras en cada columna no son significativamente diferentes (Tukey $p = 0.05$)

Para el caso de las densidades de siembra, no se presentaron diferencias entre las diferentes densidades de siembra, aunque los valores promedio numéricos indicaron la tendencia hacia una mayor incidencia al aumentar la densidad de siembra (Cuadro 10).

Cuadro 10. Incidencia de plantas de frijol afectadas por moho blanco, bajo tres densidades de siembra, dos días posteriores a la primera aspersión de fungicidas. Valle del Fuerte, otoño-invierno 2012-2013.

Densidad (Semillas / m lineal)	Incidencia ($\sqrt{x+0.5}$) de moho blanco en:		
	Base de tallo	Follaje y vainas	Plantas (total)
12	1.16 ^a	1.48 ^a	1.90 ^a
16	1.14 ^a	1.65 ^a	1.85 ^a
20	1.32 ^a	1.97 ^a	2.33 ^a

Medias con las mismas letras en cada columna no son significativamente diferentes

(Tukey $p = 0.05$)

En el muestreo realizado 13 días posteriores a la aplicación¹, la incidencia de plantas afectadas en la base del tallo, follaje-vainas y plantas totales fue estadísticamente similar entre tratamientos (Cuadro 11).

Cuadro 11. Incidencia de plantas de frijol afectadas por moho blanco, 13 días posteriores a la aplicación¹ de fungicidas. Valle del Fuerte, otoño-invierno 2012-2013.

Fungicida	Dosificación (g i.a. ha ⁻¹)	Incidencia ($\sqrt{x+0.5}$) de moho blanco en:		
		Base de tallo	Follaje y vainas	Plantas (total)
Fludioxonil + ciprodinil	125 + 187.5	1.80 ^a	2.52 ^a	2.98 ^a
Carbendazim	250	1.43 ^a	2.25 ^a	2.62 ^a
Fluazinam	250	1.53 ^a	2.03 ^a	2.49 ^a
Boscalid + pyraclostrobin	189+96	2.00 ^a	2.32 ^a	3.04 ^a
Tebuconazol	187.5	1.67 ^a	1.89 ^a	2.65 ^a
Testigo	-	1.85 ^a	2.15 ^a	2.72 ^a

Medias con las mismas letras en cada columna no son significativamente diferentes (Tukey $p = 0.05$).

Para las diferentes densidades de siembras no se presentaron diferencias, tanto para la incidencia de plantas afectadas por moho blanco como en la base del tallo, en el follaje y vainas, pero en valores promedio numéricos la tendencia es aumentar la incidencia a medida que aumenta la densidad (Cuadro 12).

Cuadro 12. Incidencia de plantas de frijol afectadas por moho blanco, bajo tres densidades de siembra, 13 días posteriores a la aplicación¹ de fungicidas. Valle del Fuerte, otoño-invierno 2012-2013.

Densidad (Semillas / m lineal)	Incidencia ($\sqrt{x+0.5}$) de moho blanco en:		
	Base de tallo	Follaje y vainas	Plantas (total)
12	1.66 ^a	2.03 ^a	2.61 ^a
16	1.66 ^a	2.17 ^a	2.70 ^a
20	1.73 ^a	2.42 ^a	2.96 ^a

Medias con las mismas letras en cada columna no son significativamente diferentes (Tukey $p = 0.05$)

La incidencia de plantas afectadas por moho blanco 7 días después de la aplicación 2 (7DDA-2), efectuada 83 días después de la siembra (dds), no se obtuvieron diferencias significativas entre tratamientos ($p \geq 0.0001$), en cuanto a la incidencia de plantas afectadas en la base del tallo, follaje-vainas ni plantas totales (Cuadro13).

Cuadro 13. Incidencia de plantas de frijol afectadas por moho blanco, a los siete días posteriores a la segunda aspersion de fungicidas. Valle del Fuerte, otoño-invierno 2012-2013.

Fungicida	Dosificación (g i.a./ha ⁻¹)	Incidencia ($\sqrt{x+0.5}$) de moho blanco en:		
		Base de tallo	Follaje y vainas	Plantas (total)
Fludioxonil + ciprodinil	125 + 187.5	2.30 ^a	2.60 ^a	3.34 ^a
Carbendazim	250	1.93 ^a	2.39 ^a	3.05 ^a
Fluazinam	250	2.10 ^a	2.21 ^a	3.08 ^a
Boscalid + pyraclostrobin	189 + 96	2.24 ^a	2.64 ^a	3.45 ^a
Tebuconazol	187.5	1.83 ^a	2.37 ^a	2.97 ^a
Testigo	-----	2.27 ^a	3.24 ^a	3.91 ^a

Medias con las mismas letras en cada columna no son significativamente diferentes (Tukey $p = 0.05$)

Para las diferentes densidades de siembra no se presentaron diferencias significativas, pero los valores numéricos indican que a medida que aumentó la cantidad de semilla, también se incrementó la incidencia de moho blanco (Cuadro 14).

Cuadro 14. Incidencia de plantas de frijol afectadas por moho blanco, bajo tres densidades de siembra, siete días posteriores a la segunda aplicación de fungicidas. Valle del Fuerte, otoño-invierno 2012-2013.

Densidad (Semillas / m lineal)	Incidencia ($\sqrt{x+0.5}$) de moho blanco en:		
	Base de tallo	Follaje y vainas	Plantas (total)
12	1.95 ^a	2.41 ^a	3.10 ^a
16	2.04 ^a	2.26 ^a	3.05 ^a
20	2.25 ^a	2.65 ^a	3.38 ^a

Medias con las mismas letras en cada columna no son significativamente diferentes (Tukey $p = 0.05$)

8.2.3. Rendimiento en grano

Para la variable fungicidas, el rendimiento en grano fue similar estadísticamente ($p \geq 0.0001$) entre todos los tratamientos incluido el testigo. Sin embargo se manifestó una tendencia hacia una mayor producción de grano para todos los fungicidas (1.58-1.79 t ha⁻¹), sobre todo para Tebuconazol y Fluazinam, los cuales tuvieron una productividad de 1.72 y 1.79 t ha⁻¹, respectivamente; el testigo tuvo 1.5 t ha⁻¹ (Cuadro 15).

En cuanto al efecto de los tratamientos sobre el peso de 100 semillas, no hubo diferencias estadísticas significativas entre tratamientos. También en esta variable, el producto más destacado numéricamente fue Fluazinam (44.92 gr), seguido de Fludioxonil + Ciprodinil con 44.21 gr / 100 semillas (Cuadro15)

Cuadro 15. Efecto de cinco fungicidas asperjados contra *S. sclerotiorum*, sobre rendimiento y peso de 100 semillas del frijol, en el Valle del Fuerte, Sinaloa, Ciclo agrícola 2012-2013.

Fungicidas	Efecto de los fungicidas sobre:	
	Rendimiento (ton ha ⁻¹)	Peso (gr) de 100 semillas
Boscalid + pyraclostrobin	1.68 ^a	42.28 ^a
Carbendazim	1.62 ^a	43.99 ^a
Fluazinam	1.79 ^a	44.92 ^a
Fludioxonil + Ciprodinil	1.58 ^a	44.21 ^a
Tebuconazol	1.72 ^a	43.55 ^a
Testigo	1.50 ^a	42.00 ^a

Medias con las mismas letras en cada columna no son significativamente diferentes (Tukey $p = 0.05$)

En lo que se refiere al efecto de las densidades de siembra sobre el rendimiento de grano y peso de 100 semillas, no se detectaron diferencias estadísticas significativas entre tratamientos. Sin embargo, numéricamente hubo una tendencia a incrementar la cantidad de grano, en la medida que aumentó la dosificación de la semilla (Cuadro 16).

Cuadro 16. Efecto tres densidades de siembra sobre el rendimiento de grano y peso específico de 100 semillas, de plantas de frijol expuestas al moho blanco (*Sclerotinia sclerotiorum*). Valle del Fuerte, Sinaloa, Ciclo agrícola 2012-2013.

No. Semillas / metro lineal	Efecto de los fungicidas sobre:	
	Rendimiento (ton ha ⁻¹)	Peso (gr) de 100 semillas
12	1.65 ^a	42.95 ^a
16	1.67 ^a	44.72 ^a
20	1.71 ^a	43.70 ^a

Medias con las mismas letras en cada columna no son significativamente diferentes (Tukey $p = 0.05$).

De acuerdo a los resultados del presente trabajo, resulta evidente de que ninguno de los tratamientos fungicidas mostró una reducción estadísticamente significativa de la incidencia del moho blanco. Los resultados anteriores se pueden explicar posiblemente por una o más de las siguientes causas:

- El ambiente no fue lo suficientemente favorable para el desarrollo explosivo del moho blanco, de tal modo que los fungicidas potencialmente superiores, quizá no tuvieron oportunidad de manifestar una posible mayor eficacia.
- En algunas secciones del sitio experimental el suelo era de menor calidad, por lo que las plantas no tuvieron un desarrollo satisfactorio, a tal grado que el follaje no se cerró y con ello, el desarrollo de la enfermedad fue menor. Este factor posiblemente contribuyó a que el ANOVA no detectara diferencias estadísticas en algunos tratamientos.
- La severidad del moho blanco no se estimó en los muestreos. Es posible que esta variable, hubiera sido más representativa que la incidencia, pues la primera representa un indicador de la superficie de tejido afectado, a diferencia de la incidencia que únicamente señala presencia o ausencia de síntomas.

Al analizar los datos de incidencia, se apreció que hubo tendencias numéricas a favor de Carbendazim, Fluazinam y Tebuconazol. Estos son los tres fungicidas que se aplican actualmente, para el control del moho blanco del frijol y los resultados son satisfactorios cuando se emplean oportunamente, con un buen cubrimiento y dosificaciones adecuadas. Estas observaciones de campo coinciden también con reportes de la literatura sobre la eficacia de dichos productos. Así por ejemplo, estudios realizado en Brasil sobre el moho blanco en frijol, Fluazinam demostró ser el más fungitoxico e incrementó el rendimiento, con respecto al testigo en 32% (Júnior *et al.*, 2009).

El Fluazinam es un fungicida del grupo de las piridinaminas de amplio espectro, preventivo y de contacto. Este producto inhibe la respiración de los hongos afectando los estadios previos a la infección de las plantas, la movilidad de las zoosporas y la esporulación (Syngenta, 2013). Está registrado en frijol y papas, contra moho blanco, pero su espectro de control es muy amplio e implica a patógenos tan importantes como *Pythium* spp., *Phytophthora infestans*, *Phytophthora capsici*, *Pseudoperonospora cubensis*, entre otros.

Aunque la eficacia del Tebuconazol contra *S. sclerotiorum* no se probó *in vitro*, estudios realizados *in vitro* por Mueller *et al.* (2002), demostraron que este ingrediente proporcionó una buena eficacia en el control *S. sclerotiorum* en frijol.

Por otra parte en trabajos realizados en Estados Unidos aspersiones de Tebuconazol proporcionaron una buena eficacia en el control *S. sclerotiorum* en frijol (Mueller, 2002). Así mismo, investigaciones realizadas por Bradley *et al.* (2006) demostraron que el Tebuconazol redujo la incidencia e incrementó la producción de frijol en forma significativa, al controlar el moho blanco. Este es un fungicida del grupo de los triazoles, con actividad de contacto, sistémico, preventivo, curativo y erradicante. Se recomienda contra diversos grupos de patógenos, destacando su actividad contra roya del trigo; en hortalizas se puede utilizar contra cenicillas, *Alternaria* spp., entre otros (Bayer Crop Science, México, 2013). En la región norte de Sinaloa, su utilización comercial contra moho blanco en frijol es reciente (tres años). Además, en 2013 se autorizó su empleo contra este hongo en pimientos y mini-bell pepper, para exportación al mercado norteamericano (Apodaca-Sánchez, 2013, comunicación personal).

El Carbendazim, junto al Benomyl y al Thiabendazol, son productos del grupo de los bencimidazoles, cuyo uso se inició en los años 60-70, contra diversos patógenos, como los causantes de cenicillas (Erysiphales), *Cercospora* spp., *S. sclerotiorum*, entre otros. Es un fungicida sistémico de acción preventiva y curativa. Controla enfermedades causadas por numerosos ascomicetos, hongos imperfectos y basidiomicetos (BASF Mexicana, 2012).

La eficacia de algunos de los fungicidas restantes, probados en el presente ensayo, también ha sido demostrada en otras regiones. Así por ejemplo, ensayos realizados por Paglione *et al.* (2010), probaron que la mezcla Boscalid + Pyraclostrobin disminuyó significativamente la incidencia final del moho blanco en frijol. El Boscalid es una anilida, con propiedades sistémicas y traslaminares de efectos preventivos y curativos. El Pyraclostrobin pertenece al grupo de las estrobilurinas, fungicida de amplio espectro con actividad preventiva, curativa y traslaminar (BASF Mexicana, 2012).

Por otra parte, en trabajos realizados por Matheron y Porchas (2007) en plantas de lechuga, el moho blanco fue reducido con Fludioxonil + Ciprodinil en un rango de 42-52%, con respecto al testigo sin fungicida.

Cyprodinil es un ingrediente activo que actúa en forma sistémica y que tiene propiedades lipofílicas, lo que facilita su absorción dentro de la cutícula y las capas de cera de las hojas, esto favorece su distribución y penetración en el tejido de la planta. Fludioxonil tiene actividad de contacto sobre la superficie de la hoja y los frutos. Combina las propiedades de dos materias activas, que actúan en forma

diferente, disminuyendo así las probabilidades de desarrollo de resistencia. Interfiere en el ciclo de vida del hongo, principalmente durante los procesos de germinación de esporas, desarrollo del tubo germinativo y penetración y desarrollo del micelio dentro de los tejidos de la planta. Tiene buena translocación acropétala y translaminar. No tiene resistencia cruzada con bencimidazoles, dicarboximidias ni triazoles (Syngenta, 2011).

IX. CONCLUSIONES

1. En condiciones *in vitro*, de los fungicidas sintéticos probados en el laboratorio, Boscalid + Pyraclostrobin, Carbendazim, Fluazinam, Fludioxonil + Ciprodinil y Procloraz, fueron los más eficaces contra *Sclerotinia sclerotiorum*.
2. Los productos biorracionales ácido salicílico, dióxido de hidrógeno, extracto de citronela (dosis alta) y extracto de semilla de toronja controlaron a *S. sclerotiorum* en 100% en el bioensayo *in vitro*.
3. En el estudio de campo no se detectaron diferencias estadísticas significativas en cuanto al efecto de los fungicidas sintéticos, sobre la incidencia de moho blanco, peso de 100 semillas y rendimiento de grano.
4. En cuanto al efecto de las diferentes densidades de siembra, no se detectaron diferencias estadísticas significativas sobre la incidencia del moho blanco, peso de 100 semillas y rendimiento de grano.
5. No se encontró interacción estadísticamente significativa entre los factores densidad-fungicida.

X. LITERATURA CITADA

Abawi, G.S., Polach, F.J., and Malin, W.T. 1975. Infection of bean by ascospores of *Wetzelinia sclerotiorum*. *Phytopathology* 65: 673-678.

Advan.2013. Oxidate, ficha técnica.

<http://www.dasur.com.mx/plm/fscommand/src/prods/advan/advan09.htm>.

Fecha de consulta: 15 de junio 2013.

Agrios, G.N. 2005: *Plant Pathology*, 5th edition Academic Press, New York; United States of America. 922 p.

Alcalá de Marcano, D., Vargas N. y Pire, A. 2005. Efecto de extracto vegetales y fungicidas sintéticos sobre el crecimiento micelial *in Vitro* de *Sclerotium rolfsii* y *Thielaviopsis bassicola*. *Revista Facultad Agronomía* 22:315-323.

Annis, S.L., and Goodwing, P.H. 1997. Recent advances in the molecular genetics of plant cell wall-degrading enzymes produced by plant pathogenic fungi. *European Journal of Plant Pathology* 103:1-14.

Apodaca-Sánchez M. A., Fierro-Corrales D. y Beltrán-Peña H. 2013. Efecto del dióxido de hidrógeno contra la mancha bacteriana del tomate del tomate (*Xanthomonas axonopodis* pv. *vesicatoria*) en Sinaloa. *Memorias del XV congreso Internacional de Fitopatología*. Huatulco, México.

Apodaca-Sánchez, M.A. 2012. Principales enfermedades infecciosas del frijol en Sinaloa y su manejo. *Jornada de transferencia de tecnología del cultivo del frijol*. Memoria de Capacitación. Fundación Produce Sinaloa. Culiacán, México. 7-26 p.

- Apodaca-Sánchez, M.A., Cortez-Mondaca, E. y García-Espinoza, J.A. 2011. Enfermedades infecciosas del cultivo del frijol en Sinaloa. Folleto número 2. Universidad Autónoma de Sinaloa. Culiacán, México. 36 pp.
- Ávila de Moreno, C. y J. Velandia. 1992. Enfermedades de algunas especies hortícolas y su manejo. En: Memorias Primer Curso Nacional de Hortalizas de Clima Frío. Centro de Investigación Tibaitatá. CORPOICA. Mosquera, Colombia. 98-125 p.
- Basf Mexicana. 2013. Cabrio-C ficha técnica. <http://www.elcamporadio.com/source/src/prods/cabrioc.htm>. Fecha de consulta: 15 de junio 2013.
- Bayer Cropscience. 2013. Folicur, ficha técnica. <http://www.proagro.com.mx/prods/bayer/bayer34.htm>. Fecha de consulta: 15 de junio 2013.
- Benacchio, S. S. 1982. Algunas exigencias agroecológicas en 58 especies de cultivo con potencial de producción en el trópico americano. FONAIAP Centro Nacional de Investigación Agropecuarias. Ministerio de Agricultura y Cría. Venezuela. 202 p.
- Boland, G.J., and Hall, R. 1994. Index of plant hosts of *Sclerotinia sclerotiorum*. Canadian Journal of Plant Pathology 16: 93-108.
- Boland, G.J., and Hall, R. 1987. Epidemiology of white mold of white bean in Ontario. Canadian Journal of Plant Pathology 9:218 - 224.
- Bolton, M.D., Thomma, B., and Nelson, B.D. 2006. *Sclerotinia sclerotiorum* (Lib.) De Bary: biology and molecular traits of a cosmopolitan pathogen. Molecular Plant Pathology 7: 1-16.

- Bradley, C.A., Lamay, H.A., Endres, G.L., Henson, R.A., Hansen, B.K., Mackay, K. R., Halvorson, M., Le Gare, D.G., y Portero, P.M. 2006. Efficacy of fungicides for control of *Sclerotinia* stem rot of canola. *Plant Disease* 90:1129-1134.
- Castafio, F., Vear F., and Tourvieille de Laubrouhe, D. 1993. Resistance of sunflower inbred lines to various forms of attack by *Sclerotinia sclerotiorum* and relations with some morphological characters. *Euphytica* 68:85-89.
- CEVAF. 2003. Guía para la asistencia técnica agrícola para el área de influencia del Campo Experimental del Valle del Fuerte. Juan José Ríos, Sinaloa, México. 66-78 pp.
- CEVAC. 2010. Guía para la asistencia técnica agrícola para el área de influencia del Campo Experimental del Valle de Culiacán. Culiacán, Sinaloa, México. 27-28 pp.
- Clarkson, J. P., Staveley, J., Phelps, K., Young, C. S., and Whipps, J. M. 2003. Ascospore release and survival in *Sclerotinia sclerotiorum*. *Mycological Research* 107: 213-222.
- Conrath, U., Chen. Z., Ricigliano, J., and Klessig, D., 1995. Two inducers of plant defence responses, 2,6-dichloroisonicotinic acid, and salicylic acid, inhibit catalase activity in tobacco. *Proc, Natl. Acad. Sci. USA.* 92:7143-7147.
- Delhey, R., Kiehr, M., Allievi, M.I., Lusto, J., Frayssinet, S., Sidoti Hartmann B., Kroger, I., Paoloni, P.J., Zappacosta, D., and Servera A. 2009. *Sclerotinia sclerotiorum* en plantas cultivadas e invasoras del Sur pampeano y Norte patagónico, Argentina. *Revista Internacional de Botánica Experimental* 78: 111-115.
- Doorenbos, J. y Kassam, A.H. 1979. Efectos del agua sobre el rendimiento de los

- Cultivos. Riego y Drenaje No. 33. FAO. Roma, Italia. 212 p.
- Duncan, R.W. 2003. Evaluation of host tolerance, biological, chemical and cultural control of *Sclerotinia sclerotiorum* in sunflower (*Helianthus annuus* L.). Tesis de grado de Maestría en Ciencias. University of Manitoba 114 p.
- Ekins, M.; Aitken, E., and Goulter, K. 2005. Identification of *Sclerotinia* species. Australasian Plant Pathology. 34: 549:555
- FAO. 1994. ECOCROP 1. The adaptability level of the FAO crop environmental requirements database. Versión 1.0. AGLS. FAO. Rome, Italy.
- Hegedus, D.D., and Rimmer, S.R. 2005. *Sclerotinia sclerotiorum*: when “to be or no to be” a pathogen?. Microbiology. 251:177-184.
- Henson, J.M., Butler, J. M., and Day, A.W. 1999. The dark side of mycelium: melanins of phytopathogenic fungi. Annual Review of Phytopathology 37: 447- 448.
- Herrera, H.M.G. y Guzmán, M.S.H., 2012. Memoria de la Jornada de Transferencia de Tecnología del Cultivo del Frijol. SAGARPA-Fundación Produce Sinaloa. Culiacán, México. 7-27 pp.
- Industria del frijol 1, FIRA. Boletín Informativo Núm.316, año 2001., http://w4.siap.sagarpa.gob.mx/sispro/IndModelos/SP_AG/Frijol/Industria.pdf consulta 3 junio de 2013.
- Khon, L. 1979. Delimitation of the economically important plant pathogenic of *Sclerotinia* species. Phytopathology. 69:881-886.
- Kolman, J.M., and Kelly, J.D. 2000. An direct test using oxalate to determinate physiological resistance to white mold in common beans. Crop Science 40:281-285.

- Lépiz, I.R. 1983. Origen y descripción botánica. En: Lépiz, I.R. y Navarro, S.F.J. (eds.) Frijol en el Noroeste de México. SARH-INIA-CIPAC-CAEVACU-CPIEAS. Culiacán, Sin., México. 29-31 pp.
- Little, T.M. y Hills, F.J. 1989. Métodos estadísticos para la investigación en la agricultura. Ed. trillas 2da edición. 125-143 pp.
- López-Rodríguez O.D. 2010. Microorganismos que utilizan oxalato de calcio como antagonistas potenciales a *Sclerotinia sclerotiorum* en frijol. Tesis de Maestro en Ciencias.
- Miklas, N.P. Kelly J.D., Beebe, S.E. y Blair M.W. 2006. Common bean breeding for resistance against biotic and abiotic stresses: From classical to MAS breeding. *Euphytica*.147: 105-131.
- Mueller, D.S., Dorrance, A.E., Derksen,R.C., Ozkan, E., Kurle, J.E., Grau, C.R., Gaska, J.M., Hartman,G.L.,Bradley, C.A.,and Pedersen, W.L. 2002. Efficacy of fungicides on *Sclerotinia sclerotiorum* and their potential for control of *Sclerotinia* stem rot on soybean. *Plant Disease* 86:26-31.
- Navarrete, R. y Acosta, J.A. 1999. Reacción de variedades de frijol común en el altiplano de México. *Agronomía Mesoamericana* 10:37-46.
- Navarro, S.F.J. 1983. Marco de Referencia del Área. En: Lépiz, I. R. y Navarro, S. F. J. (eds.).Frijol en el Noroeste de México. Tecnologías de Producción. SARH-INIA-CIPAC.CAEVACU.9-10 pp.
- Pacheco, M.F. 1985. Plagas de los cultivos agrícolas en Sonora y Baja California. Centro de Investigaciones agrícolas del Noroeste-CIANO-SARH. Ciudad Obregón, Sonora, México. 210-218 p.

- Paula-Júnior, T.J., Vieira, R.F., Rocha, P.R.R., Bernardes, A., Costa, E.L., Carneiro, J.E.S., Valle, F.X.R., and Zambolim, L. 2009. White mold intensity on common bean in response to plant density, irrigation frequency, grass mulching, *Trichoderma* spp., and fungicide. *Summa Phytopathologica* 35:44-48.
- Porchas, M., and Matherson, M.E. 2004. Activity of boscalid, fenhexamid, fluazinam, fludioxonil, and vinclozolin on growth of *Sclerotinia minor* and *S. sclerotiorum* and development of lettuce drop. *Plant Disease* 88:665-668.
- Purdy, L. 1979. *Sclerotinia sclerotiorum*: history disease and simptomatology, host range, geographic distribution, and impact. *Phytopathology* 69: 875-880.
- Ramos L.A. y Altamirano A.A. 1983. Enfermedades. En Lépiz, I.R. y Navarro, S.F.J. (eds.). Frijol en el Noroeste de México: Tecnología de producción. 159-193 p.
- Riou, C., Fressinet, G., and Fevre, M. 1991. Production of cell wall degrading enzymes by the phytopathogenic fungus *Sclerotinia sclerotiorum*. *Applied and Environmental Microbiology* 57:1478-1484.
- Rodríguez, C. y Maldonado, F.D.J. 1983. Tecnología de producción. En Lépiz, I.R. y Navarro, S.F.J. (eds.). Frijol en el Noroeste de México: Tecnología de producción.: SARH-INIA-CIPAC-CAEVACU-CPIEAS. Culiacán, Sin., México. 71-98 pp.
- Rodríguez C.F.G. 1983. Tecnología de producción en el cultivo de riego. En: Lépiz, I. R. y Navarro, S.F.J. (eds.). Frijol en el Noroeste de México. SARH-INIA-CIPAC-CAEVACU-CPIEAS. Culiacán, Sin., México. 71-80 pp.
- Ruiz C., J.A., I.J. González A., R.A., Martínez y D.R. González. 1995. Áreas con potencial para la producción de frijol en Nayarit. Publicación Especial No. 8. INIFAP. México, D.F. 22 p.

SAGARPA. 2009. Avance semanal de siembras y cosechas, [http://www.siap.gob.mx/avance al 18 septiembre de 2009](http://www.siap.gob.mx/avance%20al%2018%20septiembre%20de%202009). Delegación Estatal en Sinaloa. Subdelegación Agropecuaria.

SAGARPA 2010. Avance semanal de siembras y cosechas, [http://www.siap.gob.mx/Consulta 18 noviembre de 2010](http://www.siap.gob.mx/Consulta%2018%20noviembre%20de%202010). Delegación Estatal en Sinaloa. Subdelegación Agropecuaria.

SIAP 2011 avance de siembras y cosechas http://www.siap.gob.mx/index.php?option=com_wrapper&view=wrapper&Itemid=347 Consulta: 29 Mayo de 2013

SAGARPA2011.http://www.siap.gob.mx/index.php?option=com_wrapper&view=wrapper&Itemid=202, Consulta 20 de febrero 2013.

SAGARPA 2012. Cierre de la producción agrícola por cultivo. http://www.siap.gob.mx/index.php?option=com_wrapper&view=wrapper&Itemid=350 fecha de consulta: 12 agosto de 2013

SAGARPA 2012. Cierre de la producción agrícola por estado. http://www.siap.gob.mx/index.php?option=com_wrapper&view=wrapper&Itemid=351 fecha de consulta: 12 agosto de 2013

Salinas-Pérez, R.A. y Rodríguez-Cota, F.G. 2008. Impacto del mejoramiento genético el frijol en Sinaloa: "Variedad azufrado higuera". INIFAP-CIRNO CEVAF.

Salinas-Pérez, R.A. 2012. Generación de nuevas variedades mejoradas de frijol para el Noroeste de México. Memoria de la Jornada de Transferencia de Tecnología del Cultivo del Frijol. Fundación Produce Sinaloa. Culiacán, México. 61-71 pp.

- Sánchez, G.C., Cruz, M., Esther L.M., Leiva M.M., Cruz M.M., Alvarado C.Y., Acosta S.M., Roque B., Pérez M. 2008. Actividad antifúngica del aceite esencial de *Cymbopogon nardus* para el control de *Macrophomina phaseolina* Cuba. http://cagricula.uclv.edu.cu/descargas/pdf/V35Numero_3/cag163081629.pdf . fecha de consulta 23 agosto 2013.
- Schwartz, H.F. y Pastor-Corrales, M. 1988. El moho blanco de frijol y su manejo; Centro Internacional de Agricultura Tropical. Cali, Colombia. 38 p.
- Singh, P.S. 2001. Broadening the genetic base of common bean cultivars: a review. *Crop Science* 41:1659-1675.
- Sotomayor, G.L.G. 2011. Efectividad de aislados microbianos como agentes de biocontrol de *Sclerotinia sclerotiorum* en frijol. Tesis de Maestro en Ciencias. CIIDIR Sinaloa, Guasave, Sinaloa 11-14 pp.
- Subbarao, K.V., Koike, S.T., and Hubbard J.C.1996. Effects of deep plowing on the distribution and density of *Sclerotinia minor* sclerotia and lettuce drop incidence. *Plant Disease* 80:28-33.
- Stauffer, B.A., Orrego, F.A. y Quinojo, J.A. 2000. Selección de extractos vegetales con efecto fungicida y/o bactericida. *Revista Ciencia y Tecnología* 1:29-33.
- Syngenta. 2013. Shogun el especialista contra enfermedades de difícil control. <http://www.syngenta.com.mx/shogun-500-fw.aspx>. Fecha de consulta: 15 de junio 2013.
- Tariq, V.N., and Jeffries, P. 1986. Ultrastructure of penetration of *Phaseolus* ssp. by *Sclerotinia sclerotiorum*. *Canadian Journal of Botany* 64: 2009-2015.

- Tu, J.C. 1997. An integrated control of white mold (*Sclerotinia sclerotiorum*) of bean, with emphasis on recent advances in biological control. Bot. Bull. Bot. Acad. Sin. 38:73-76.
- Van der Plank, J.E. 1975. Principles of plant infection. Academic Press. New York. 150 p.
- Wikipedia. S/f. *Phaseolus vulgaris*. (En línea). 27 de junio 2013. Disponible en: http://es.wikipedia.org/wiki/Phaseolus_vulgaris.
- Willetts, H.J. y Wong, J.A. 1980. The Biology of *Sclerotinia sclerotiorum*, *s. trifoliorum* and *S. minor* with emphasis on specific nomenclature. The Botanical Review 46:101-165.
- Willetts, H.J. y Wong, J.A. 1974. *Sclerotinia*- current research work on this genus. Research notes. Australian Plant pathology Society Newsletter. 3:62-63 pp.
- Willetts, H.J. y S. Bullock. 1992. Developmental biology of sclerotia. Mycology. Res. 96 :801-816.
- Wu B.M. and Subbarao K.V. 2003.Efect of irrigation and tillage on temporal and spatial dynamics of *Sclerotinia minor* sclerotia y lettuce drop incidence. Phytophatology. 93 :1593-1580.
- Young, C.S., Clarkson, J.P., Smith, J.A., Watling, M., Phelps, K., and Whipps, J.M. 2004. Environmental conditions influencing *Sclerotinia sclerotiorum* infection and disease development in lettuce. Plant Pathology 4: 387-397.