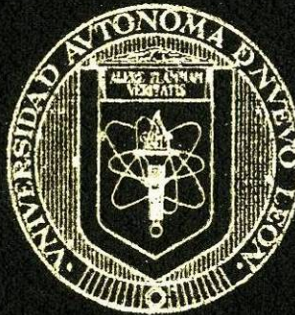


UNIVERSIDAD AUTONOMA DE NUEVO LEON
FACULTAD DE AGRONOMIA



"COMPARACION DE LA PATOGENICIDAD DE DOS CEPAS DE Macrophomina phaseolina (TASSI) GOID., UNA AISLADA DE SORGO [Sorghum bicolor (L.) Moench] Y OTRA DE FRIJOL (Phaseolus vulgaris L.), EN CINCO LINEAS EXPERIMENTALES DE SORGO Y DOS VARIETADES DE FRIJOL BAJO CONDICIONES DE INVERNADERO".

TESIS

QUE PARA OBTENER EL TITULO DE
INGENIERO AGRONOMO FITOTECNISTA

PRESENTA

HECTOR VILLARREAL GUTIERREZ

MARIN, N. L.

NOVIEMBRE DE 1987

T

SB608

.S6

V5

c.1



1080063817

UNIVERSIDAD AUTONOMA DE NUEVO LEON
FACULTAD DE AGRONOMIA



"COMPARACION DE LA PATOGENICIDAD DE DOS CEPAS DE Macrophomina phaseolina (TASSI) GOID., UNA AISLADA DE SORGO [Sorghum bicolor (L.) Moench] Y OTRA DE FRIJOL [Phaseolus vulgaris L.], EN CINCO LINEAS EXPERIMENTALES DE SORGO Y DOS VARIEDADES DE FRIJOL BAJO CONDICIONES DE INVERNADERO".

TESIS

QUE PARA OBTENER EL TITULO DE
INGENIERO AGRONOMO FITOTECNISTA
PRESENTA

HECTOR VILLARREAL GUTIERREZ



Escuela Agronómica
Universidad Autónoma de Nuevo León

MARIN, N. L.

NOVIEMBRE DE 1987

07553

Emil

T
SB609
.56
V5

040.633
FA23
1987
C-5



UNIVERSIDAD AUTONOMA DE NUEVO LEON

FACULTAD DE AGRONOMIA

T E S I S

"Comparación de la patogenicidad de dos cepas de Macrophomina phaseolina (Tassi) Goid., una aislada de sorgo [Sorghum bicolor (L.) Moench] y otra de frijol (Phaseolus vulgaris L.), en cinco líneas experimentales de sorgo y dos variedades de frijol bajo condiciones de invernadero".

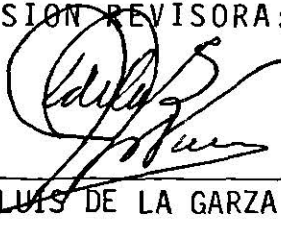
Elaborada por:

HECTOR VILLARREAL GUTIERREZ

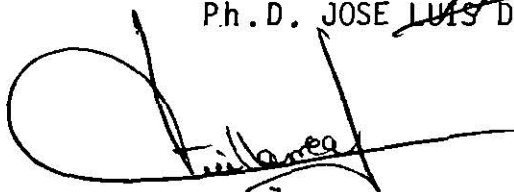
Aceptada y aprobada como requisito parcial
para optar por el título de:

INGENIERO AGRONOMO FITOTECNISTA

LA COMISION REVISORA:



Ph.D. JOSE LUIS DE LA GARZA GONZALEZ



BIOL. M.C. LUIS ANGEL VILLARREAL GARCIA



ING. M.C. MAURILIO MARTINEZ RODRIGUEZ

MARIN, N.L.

NOVIEMBRE DE 1987

DEDICATORIA

A DIOS:

Por bendecir nuestro hogar.

A MIS PADRES:

Sr. Héctor Villarreal Sanmiguel

Sra. Ana María Gutiérrez de Villarreal

Con amor y respeto, por el apoyo que siempre me brindaron
para llegar a la culminación de mis estudios.

A MIS HERMANOS:

Juan de Dios

Silvia

Acacio

Con el cariño de siempre.

A MIS FAMILIARES:

A MI NOVIA:

Srita. Elvia Yolanda Escamilla Cárdenas

Con todo mi amor.

AGRADECIMIENTOS

A CONACYT

Por su apoyo económico al Programa de Investigación sobre Enfermedades del Sorgo, en el cual se realizó este trabajo.

AL Ph.D. JOSE LUIS DE LA GARZA GONZALEZ

Por su valiosa asesoría en la realización del presente trabajo.

AL BIOL. M.C. LUIS ANGEL VILLARREAL GARCIA

Por sus juicios tan certeros en la revisión de este escrito.

AL ING. M.C. NAHUM ESPINOZA MORENO

Por la ayuda brindada en el aspecto estadístico.

A LA SRA. YOLANDA DIAZ T.

Por su eficaz trabajo de mecanografía.

A todas las personas que de alguna manera contribuyeron en la realización del presente trabajo.

A TODOS GRACIAS.

INDICE

	Página
1. INTRODUCCION.	1
2. REVISION DE LITERATURA.	5
2.1. Generalidades de <u>Macrophomina phaseolina</u>	5
2.1.1. Historia y distribución geográfica.	5
2.1.2. Importancia económica.	6
2.1.3. Taxonomía y descripción morfológica del agente causal de la pudrición carbonosa.	7
2.1.4. Rango de hospedantes.	9
2.1.5. Síntomas y daños.	10
2.1.6. Epifitología.	11
2.1.7. Ciclo de la enfermedad.	13
2.1.8. Medidas de control.	14
2.2. Patogenicidad de Cepas.	14
3. MATERIALES Y METODOS.	16
3.1. Comparación de la Patogenicidad de las Cepas de <u>Macro-</u> <u>phomina phaseolina</u> en Cinco Líneas Experimentales de Sorgo.	17
3.1.1. Diseño experimental.	17
3.1.2. Establecimiento del cultivo.	17
3.1.3. Preparación del inóculo.	19
3.1.4. Procedimiento de inoculación.	19
3.1.5. Evaluación.	20
3.1.6. Análisis estadístico.	21

3.2. Comparación de la Patogenicidad de las Cepas de <u>M. phaseolina</u> en Dos Variedades de Frijol..	21
3.2.1. Diseño experimental.	21
3.2.2. Establecimiento del cultivo.	22
3.2.3. Preparación del inóculo.	23
3.2.4. Procedimiento de inoculación.	23
3.2.5. Evaluación.	23
3.2.6. Análisis estadístico.	23
4. RESULTADOS Y DISCUSION.	24
4.1. Comparación de la Patogenicidad de las Cepas de <u>M. phaseolina</u> en Cinco Líneas Experimentales de Sorgo.	24
4.1.1. Suavidad del tallo.	24
4.1.2. Extensión de la pudrición del tallo.	24
4.1.3. Análisis de correlación.	25
4.2. Comparación de la Patogenicidad de las Cepas de <u>M. phaseolina</u> en Dos Variedades de Frijol.	25
4.2.1. Porciento de mortalidad.	25
5. CONCLUSIONES.	26
6. RECOMENDACIONES.	27
7. RESUMEN.	28
8. SUMMARY.	30
9. BIBLIOGRAFIA.	32
10. APENDICE.	40
10.1. Medios de Cultivo.	41

INDICE DE CUADROS

Cuadro		Página
1	Distribución geográfica de la pudrición carbonosa [<u>Macrophomina phaseolina</u> (Tassi) Goid.] en México y cultivos en que ha sido observada.	42
2	Temperatura del aire y humedad relativa (medias semanales) a que fueron sujetas las plantas de sorgo, tomadas de diciembre 13 de 1985 a abril 17 de 1986 en el Invernadero. Marín, N.L.	43
3	Temperatura del aire, temperatura del suelo y humedad relativa a que fueron sujetas las plantas de frijol, tomadas de noviembre 19 a diciembre 18 de 1986 en el Invernadero. Marín, N.L.	44
4	Fecha en que alcanzaron los estados de embuche y floración las líneas experimentales de sorgo bajo condiciones de invernadero (fecha de siembra: 13-Dic-85). Marín, N.L.	45
5	Patogenicidad de dos cepas de <u>Macrophomina phaseolina</u> (Tassi) Goid. en cuanto a suavidad del tallo en cinco líneas experimentales de sorgo. Marín, N.L. 1986. . . .	46
6	Patogenicidad de dos cepas de <u>Macrophomina phaseolina</u> (Tassi) Goid. en cuanto a extensión de la pudrición del tallo en cinco líneas experimentales de sorgo. Marín, N.L. 1986.	47
7	Patogenicidad de dos cepas de <u>Macrophomina phaseolina</u> (Tassi) Goid. en dos variedades de frijol. Marín, N.L. 1986.	48

Cuadro

Página

8	Comparación de medias (rangos) de la patogenicidad de dos cepas de <u>Macrophomina phaseolina</u> (Tassi) Goid. en cuanto a suavidad del tallo en cinco líneas experimentales de sorgo. Marín, N.L. 1986.	49
9	Comparación de medias (rangos) de la patogenicidad de dos cepas de <u>Macrophomina phaseolina</u> (Tassi) Goid. en cuanto a extensión de la pudrición del tallo en cinco líneas experimentales de sorgo. Marín, N.L. 1986. . .	50
10	Análisis de varianza para el porciento de plantas muertas.	51

INDICE DE FIGURAS

Figura	Página
1 Croquis del experimento y distribución de los tratamientos. Comparación de la patogenicidad de las cepas de <u>Macrophomina phaseolina</u> (Tassi) Goid. en cinco líneas experimentales de sorgo.	52
2 Croquis del experimento y distribución de los tratamientos. Comparación de la patogenicidad de las cepas de <u>Macrophomina phaseolina</u> (Tassi) Goid. en dos variedades de frijol.	53
3 Comparación de la patogenicidad de dos cepas de <u>Macrophomina phaseolina</u> (Tassi) Goid. considerando mortalidad de plantas en dos variedades de frijol.	54

1. INTRODUCCION

El presente trabajo de investigación se realizó con los cultivos de sorgo para grano y frijol común, que son de suma importancia en nuestro país.

El sorgo para grano [Sorghum bicolor (L.) Moench] se considera uno de los principales cultivos del mundo, por la superficie sembrada, se es tima que ocupa el quinto lugar después del trigo, arroz, maíz y cebada (48).

En los últimos 25 años el sorgo ha venido a ser uno de los cultivos más importantes de México, debido principalmente a su gran adaptabilidad a diferentes condiciones ambientales, su uso como grano forrajero, la facilidad de mecanización, su resistencia a la sequía y su relativa tolerancia a plagas y enfermedades (3).

Empezó a adquirir importancia aproximadamente en 1958 en la zona norte de Tamaulipas (Río Bravo), al iniciarse el desplazamiento del cultivo del algodonero en aquella región (47).

México ocupa el tercer lugar mundial en producción de sorgo y es sobrepasado sólo por los Estados Unidos de América y la India. El sorgo ocupa en México el tercer lugar por superficie cultivada, sobrepasado solamente por el maíz y el frijol, y el segundo lugar en producción sobrepasado solamente por el maíz (3). Vega (56) menciona que en 1983 la superficie sembrada fue de 1.4 millones de hectáreas con una producción de 5.5 millones de toneladas. La mayor parte de la producción está concentrada en el noreste (Tamaulipas), la costa oeste (Jalisco, Michoacán y Sinaloa) y en el centro (Guanajuato). La producción de estos Estados representa el 82%

del total. Otros Estados productores de sorgo son: Chihuahua, Nuevo León, Morelos, Nayarit y Coahuila (3).

En el Estado de Nuevo León el sorgo para grano tiene gran importancia, ya que en 1981 se sembraron 60,688 hectáreas con un rendimiento de 188,555 toneladas, por lo que el sorgo ocupó el segundo lugar en superficie sembrada y el primero en producción entre los cultivos anuales (50).

Maití en 1984, citado por Zavala (64), menciona que en México se utiliza principalmente como materia prima en la elaboración de alimentos balanceados para aves, bovinos y porcinos; aunque socialmente es menos importante, económicamente no lo es, ya que representa el 20% de la producción cerealera en México. Otros usos importantes del sorgo en México son la elaboración de cerveza y muy recientemente en la composición de mezclas para tortillas, junto con el maíz.

El frijol común (Phaseolus vulgaris L.) es cultivado, prácticamente, en todo el mundo, siendo América Latina, en particular, la zona de mayor producción y consumo, estimándose que el 30% de la producción total mundial proviene de esta área (58).

En la actualidad se considera uno de los cultivos más importantes de México en razón de la superficie dedicada a su producción, la cantidad de grano que se consume y por la actividad económica que genera (35).

México ocupa el segundo lugar mundial en importancia después de Brasil, tanto por la superficie que se siembra, como por la cantidad de grano consumido por persona anualmente (19.5 kg) (42). La FAO (24) reportó que en el año de 1983 México tuvo una superficie cosechada de 2;103,000 ha, con una producción estimada en 1;427,000 ton, dando un rendimiento de gra

no seco de 679 kg/ha. Se le cultiva en toda la República Mexicana; sin embargo, existen regiones que destacan por la superficie destinada a su producción y por la cantidad de grano que aportan al consumo nacional; tal es el caso de los Estados de Zacatecas, Durango, Chihuahua, Sinaloa, Nayarit, Jalisco y Tamaulipas (35).

La actual importancia del cultivo de frijol en el Estado de Nuevo León, se refleja en las siguientes cifras: En 1981 se cosecharon 24,552 ha, con un rendimiento promedio de 573 kg/ha (49).

El frijol es un grano que se consume mucho en la alimentación humana. En México se utiliza en casi todas las comidas y ha sido hasta la actualidad la principal fuente de proteína de la gran mayoría de los mexicanos, principalmente en el medio rural (35, 47). También tiene múltiples usos en la agricultura, por ejemplo como abono verde, forraje, ensilado, etc.

En la producción agrícola se considera que las enfermedades de las plantas, junto con las malezas y los insectos, son riesgos naturales. El temor a las enfermedades se origina en las epifitias, que causan pobreza, hambre y malestar. Sin embargo, no menos desastrosas son las pérdidas crónicas, con frecuencia inadvertidas, por enfermedades de las plantas que siguen reduciendo sustancialmente la provisión mundial de alimentos (23). Dentro de éstas, una enfermedad que va adquiriendo cada vez mayor importancia en nuestro país en los cultivos de sorgo y frijol, especialmente en la parte noreste, es la "pudrición carbonosa de la raíz y tallo", cuyo agente causal es el hongo Macrophomina phaseolina (Tassi) Goid. el cual ha causado serios daños.

Dada la importancia de los cultivos de sorgo y frijol y de este patógeno, el presente trabajo, el cual fue realizado en el invernadero, tuvo co

mo objetivo comparar la patogenicidad de dos cepas de M. phaseolina, una aislada de sorgo y otra de frijol, en cinco líneas experimentales de sorgo y dos variedades de frijol.

2. REVISION DE LITERATURA

2.1. Generalidades de Macrophomina phaseolina

2.1.1. Historia y distribución geográfica

La pudrición carbonosa causada por el hongo Macrophomina phaseolina (Tassi) Goid., es una enfermedad distribuida mundialmente, particularmente en los trópicos y subtrópicos, aún en regiones templadas (en estaciones cálidas) (12, 34, 43). Ha sido encontrado en los cinco continentes (25, 26).

Esta enfermedad, de acuerdo a Young (63), fue descubierta (sin mencionar en qué cultivo ni el lugar) por Halsted en 1894.

En Argentina la señaló por primera vez Marchionatto en 1934, según lo confirma Fresa (26), quien ha aislado el hongo en ese país de alfalfa, tabaco, pino, castaño, chile, clavel, frijol, tomate, sorgo y cártamo.

M. phaseolina ha sido encontrado en muchas partes de los Estados Unidos de América, especialmente en la mitad sur de este país, principalmente en los cultivos de sorgo, maíz, soya, frijol, algodón, tomate, papa, melón y calabaza (2, 21, 63).

Los primeros informes de esta enfermedad en el sorgo provinieron de la India en 1931 y de Estados Unidos de América en 1938 (23). En la actualidad, es una enfermedad potencialmente importante del sorgo en estos dos países (21, 43) y en el oeste de Africa (27).

La enfermedad en el cultivo de frijol, en el cual fue descrito primeramente el patógeno (11) bajo el nombre de Macrophoma phaseolina por

Tassi (11,26) en 1901 (26), se ha reportado desde los Estados Unidos de América (32, 37, 63 y 65), país desde donde provienen los primeros informes (32), Palestina (32), y según Zawmeyer y Thomas (65), también se encuentra en Chipre, Egipto, Grecia, Venezuela y Canadá.

Además de los países citados, se ha encontrado distribuída esta enfermedad en Bulgaria, Francia, Italia, Portugal, Rumanía, Turquía, Kenia, Rodesia, Sudán, Uganda, Ceilán (Sri Lanka), Taiwan, Indonesia, Israel, Malasia, Brasil, Chile y Trinidad, entre otros países (26).

En México, la enfermedad ha sido observada en varios Estados, en cultivos que son de mucha importancia para el país (Cuadro 1). La enfermedad en el cultivo de frijol fue señalada por primera vez en nuestro país por Crispín et al. (6) en el año de 1976. En el sorgo, de acuerdo con Betancourt (3), se ha observado desde 1960, año en que fue consignada por Critchfield.

En el Estado de Nuevo León se ha observado durante los últimos años en varios municipios. Nosotros observamos la enfermedad en Pesquería en el cultivo de sorgo en 1985. También la observamos en Marín en parcelas experimentales de frijol (Verano de 1985), sorgo y maíz (Verano de 1987) de la FAUANL. En esta misma Facultad, Villarreal (57) la observó en sandía en el año de 1986. De la Garza et al. (7), señalaron la enfermedad en el municipio de Anáhuac en el cultivo de sorgo en 1979.

2.1.2. Importancia económica

La pudrición carbonosa (M. phaseolina) es una enfermedad de raíz y tallo de gran potencial destructivo en la mayoría de las regiones donde se cultiva sorgo (43). Harris en 1962, citado por Mughogho y Pande (43),

consignó que en Nigeria, la enfermedad causó pérdidas considerables en producción; en Camerún, King y Barry en 1970, citados también por Mughogho y Pande (43), observaron severos síntomas de pudrición en campos y granjas y estimaron las pérdidas de producción en más del 50%. En Estados Unidos de América la mayoría de los problemas de pudrición del tallo en sorgo son asociados con M. phaseolina (21). En este país también han tenido problemas con la enfermedad en el cultivo de soya, ya que han estimado pérdidas arriba del 77% (53).

En México, Valdivia y Betancourt en 1973 y Girón en 1977, citados por Betancourt (3), observaron la pudrición carbonosa en el noreste del país en el cultivo de sorgo, pero aparentemente no causó serios daños, excepto bajo condiciones de severo stress en la estación tardía. Durante los últimos años se ha observado la enfermedad en Tamaulipas en parcelas comerciales y experimentales de frijol. En este tiempo se han presentado epifitias originando cuantiosas pérdidas económicas (14, 19). De acuerdo con información reciente, es la enfermedad más devastadora en las áreas ajonjolineras del país (55).

En Nuevo León, se han presentado pérdidas muy serias por la enfermedad en los cultivos de sorgo (Pesquería y Marín), maíz y frijol (Marín).

2.1.3. Taxonomía y descripción morfológica del agente causal de la pudrición carbonosa

Es un hongo que pertenece a la división Amastigomycota, subdivisión Deuteromycotina, clase Deuteromycetes, subclase Coelomycetidae, orden Sphaeropsidales y familia Sphaeropsidaceae (4). Dhingra y Sinclair (11) señalan que es un habitante del suelo que presenta una fase esclerocial que se conoce con el nombre de Rhizoctonia bataticola (Taub.) Butl., sin embargo, ellos mismos establecen que algunos autores lo catalogan como Sclerotium

bataticola Taub. Este hongo también presenta una fase picnidial que actualmente, según Dhingra y Sinclair (11), se le conoce con diferentes nombres: Macrophomina phaseolina (Tassi) Goid., Macrophomina phaseoli (Maubl.) Ashby., y Botryodiplodia phaseoli (Maubl.) Thirum. Sin embargo, y de acuerdo a los mismos autores, los nombres más adecuados para su nominación son Rhizoctonia bataticola (fase esclerocial) y Macrophomina phaseolina (fase picnidial), siendo este último el nombre más aceptado por la mayoría de los autores.

La pudrición carbonosa (charcoal-rot) también ha sido conocida como "enfermedad a esclerocios", "ahogamiento de plántulas", "podredumbre de raíces y tubérculos", "tizón ceniciento del tallo" o "tallo gris ceniciento", "podredumbre del cuello" o "podredumbre del pie", "podredumbre radicular" o "podredumbre de la base del tallo", etc. (26, 32, 61).

El patógeno es un hongo altamente variable, difiriendo entre aislamientos en características de cultivo, producción y tamaño de esclerocios, presencia o ausencia de picnidios y tamaño y forma de los conidios (53).

El hongo produce colonias en cultivo que van del rango de blanco a castaño a gris y se hacen más oscuros con la edad debido a la formación de esclerocios. Algunos aislamientos crecen en forma de círculos concéntricos (53). Forma un micelio muy ramificado, con hifas hialinas, filiformes de diámetro variable (1.5 a 6 μ m), septadas y con ramificaciones secundarias. Las ramas hifales se levantan generalmente en ángulos rectos a las vecinas, pero el enramado en ángulo agudo es común. La mayoría de las ramas presentan una constricción característica en el punto de unión, y un tabique lateral separado de la hifa madre (20, 53).

Los esclerocios de más edad son esféricos a ligeramente alargados, rodeados del micelio cuyas prolongaciones han contribuido a su formación, muy espesados, articulados, duros, algo coraloideas y de color negro lustroso. Su tamaño y forma varían dentro de un aislamiento y en diferentes sustratos de 27-380 μm de diámetro. El hongo produce numerosos esclerocios en las partes afectadas de la planta provocando senescencia (11, 25, 26, 53).

Haigh (29), Luttrell (36), Chupp (5) y Dhingra y Sinclair (11), coinciden en señalar que el hongo puede producir picnidios en algunas hospederos. El segundo autor, además de coincidir en lo anterior, menciona que los picnidios son obtenidos sobre plantas herbáceas solamente, excepcionalmente en cultivo. Los picnidios, inicialmente hundidos en los tejidos del huésped, son eruptivos en la madurez. Son más o menos globosos, membranosos o subcarbonosos, de oscuros a grisáceos, se vuelven negros oscuros con la edad y generalmente de 100 -200 μm de diámetro. El pequeño ostíolo truncado podría no notarse o tener una abertura definida. En su interior producen conidióforos hialinos de 10-15 μm de largo, rígidos, curvos y de forma cilíndrica, sobre los cuales se forman los conidios (picnidiosporas) que a su vez, son hialinos, unicelulares, ovales alargados, no septados y con tamaño variable de 12-34 x 6-12 μm . Los conidios se desprenden en la madurez y llenan la cavidad picnidial (11, 20, 53, 59).

2.1.4. Rango de hospedantes

El hongo tiene un amplio y diverso rango de hospedantes. Ataca a más de 400 especies de plantas en cerca de 100 familias (25). Ataca todo tipo de plantas, incluyendo herbáceas como sorgo, maíz, mijo, frijol, soya,

lenteja, cacahuete, chícharo, chile, papa almacenada, calabaza, sandía, melón, crisantemo y dalia. Dentro de las leñosas que ataca hay reportes de: trébol, algodón, coníferas, té y cítricos (5, 63).

2.1.5. Síntomas y daños

El ataque y los síntomas en el sorgo se presentan comúnmente durante el desarrollo del grano. Las plantas atacadas muestran pudrición de raíz, tallos suaves, acamado de plantas, secado prematuro de tallos y panículas con pocos granos de escaso peso. El acamado es el síntoma más aparente e interesante de la enfermedad. La forma o fase esclerocial del hongo causante de esta enfermedad [Rhizoctonia bataticola (Taub.) Butl.] invade el tallo a ras de la tierra a través de las raíces, procediendo después a colonizar y desorganizar el tejido cortical de los entrenudos inferiores. La parte baja de los tallos se vuelve descolorida, esponjosa y débil, resultando en el acamado de los mismos, doblándose el tallo en el segundo o tercer entrenudo (43, 47, 62, 63). Si se corta longitudinalmente un tallo enfermo, la médula del tallo podría encontrarse en varias etapas de desintegración, la cual se extiende hacia la panícula a través de varios nudos (23, 25). Los síntomas son similares en todos los cultivos (20). Los haces vasculares están separados y frecuentemente cubiertos completamente por los pequeños esclerocios negros del hongo, dándole a la enfermedad el nombre de pudrición carbonosa (45, 62). Frederiksen (25), menciona que los picnidios raramente ocurren en este cultivo.

En frijol, la enfermedad se puede presentar en cualquier estado de desarrollo de la planta. En plántula, el hongo ataca el hipocotilo y epicotilo, antes o tan pronto emergen del suelo, causando una conspicua lesión hundida, negra, cerca de la base del cotiledón y se dispersa rápida

mente hacia abajo del hipocotilo y arriba en la plúmula, a menudo envolviendo el pecíolo de las hojas primarias, produciendo estrangulamiento y muerte de la planta (14, 15, 32). Cuando la infección ocurre en plantas adultas, se presenta raquitismo, clorosis de las hojas, defoliación prematura y muerte (15). Las lesiones comienzan a nivel o bajo el suelo y se extienden dentro de las raíces, tallos y ramas (32). Al principio las lesiones son de color café rojizo y hundidas, las plantas se marchitan y después aparece una coloración grisácea en el centro de aspecto carbonoso (14, 15, 32). Zawmeyer y Thomas (55), Dhingra y Sinclair (11), Schwartz (51) y Díaz (14, 15), coinciden en señalar que en tejido infectado aparecen picnidios y esclerocios, aunque según Kendrick (32), en algunos casos sólo se forman esclerocios. La infección suele ser más pronunciada en un lado de la planta (15).

El desarrollo de los síntomas de esta enfermedad podría ser retardado bajo humedad y frío, pero continúa otra vez con la vuelta de clima seco y caliente (53).

Las partes atacadas por el hongo están usualmente restringidas a las raíces, cuello de la planta y tallos inferiores; sin embargo, se han reportado infecciones de las partes superiores de plantas de muchos cultivos (10, 11). Dhingra y Sinclair (11), han descrito infección del follaje para muchos cultivos, incluyendo guayaba, yute, Phaseolus spp y tabaco. Asimismo, Raut y Bhombe en 1972, citados por Mughogho (43), consignaron que el patógeno causa síntomas de mancha de hoja en el sorgo. También se ha reportado infección en vaina y semilla sobre una variedad de leguminosas, así como de otros cultivos (53).

2.1.6. Epifitología

M. phaseolina es un patógeno que ataca a plantas cuyo vigor ha sido

reducido por condiciones desfavorables de crecimiento, especialmente por la escasa humedad del suelo y la alta temperatura (15, 20, 25, 43, 53). Por lo cual, podría estar ampliamente difundida en algunos años y localizada o aún ausente en otros (23, 43). Las plantas afectadas primero se encuentran en las regiones con mejor avenamiento (23). La temperatura óptima para la producción de la enfermedad está comprendida entre los 28 y 35°C (1, 32, 53), siendo las temperaturas extremas de 10 a 40°C (11); la producción máxima de la enfermedad ocurre con contenidos de humedad de 15 a 25% de la capacidad de campo (22, 31), y va decreciendo con el incremento de la humedad del suelo (53). Díaz (15) menciona que la enfermedad en el frijol, en estado de plántula, los períodos de 10 días o más con temperaturas medias de 27°C pueden ocasionar epifitias.

También, una deficiencia o niveles tóxicos de nutrientes, competición de las malezas, daños por insectos y daños causados por una mala aplicación de herbicidas o insecticidas, entre otros factores, causan debilidad en las plantas y aumentan el daño por la enfermedad (53).

Por otra parte, Watanabe, Smith y Snyder (60), mostraron que las poblaciones de esclerocios de M. phaseolina son de gran significancia en la epifitiología. Estos mismos autores y Short, Wyllie y Bristow (52), en frijol y soya respectivamente, encontraron una correlación estadísticamente significativa entre la densidad de inoculante y porcentaje de mortalidad. Las poblaciones de esclerocios en el suelo se incrementan cuando los huéspedes están creciendo anualmente en el mismo campo, y la enfermedad así se hace más severa en cultivos sucesivos (40, 53). Cerkauskas et al. en 1982, citados por Sinclair (53), señalan que cuando M. phaseolina no tiene persistencia en los tejidos decadentes en el suelo, la actividad saprofítica del hongo no incrementa efectivamente la densidad de esclero

cios en el suelo.

El hongo tiene una actividad saprofítica limitada por el antagonismo de otros microorganismos que tiene el suelo (9, 44). Por consiguiente, la perpetuación de este hongoparece depender de la colonización periódica de plantas vivas (23).

2.1.7. Ciclo de la enfermedad

M. phaseolina puede sobrevivir por mucho tiempo como esclerocios en el suelo o en los residuos de cosecha en suelos secos (5, 9, 39, 43, 46, 53), pero no puede sobrevivir por más de 7 a 8 semanas en suelos húmedos (53). Los conidios son relativamente de vida corta (30).

En condiciones favorables, los esclerocios, los cuales constituyen el inóculo primario (9, 25, 43, 46, 53), germinan produciendo numerosos tubos germinativos que penetran generalmente en forma directa o a través de aberturas naturales en la raíz (53). Las hifas fúngicas crecen primero intercelularmente, luego intracelularmente por el xilema y forman esclerocios que ocluyen los vasos (53). Los picnidios al formarse en el hospedero liberan los conidios, los cuales son arrastrados por el viento, e infectan a otras plantas constituyendo el inóculo secundario (37, 51). El hongo probablemente causa enfermedad vía obturación mecánica del xilema por esclerocios y vía producción de toxinas, acción enzimática (enzimas pectolíticas y celulíticas) y presión mecánica ejercida por penetración de la lamela media (53).

Los esclerocios pueden ser diseminados por los implementos de labranza, animales, semillas y por el agua de riego y de lluvia (5, 39).

2.1.8. Medidas de control

Enterrado y destrucción de residuos de cosecha (1); rotación de cultivos (43, 44, 53); evitar las condiciones predisponentes, principalmente la falta de agua (25, 44, 53); sembrar cultivares resistentes o tolerantes, o cultivares con una tendencia a escapar de la infección (53); uso de semillas de alta calidad (16, 53). Tratamiento de la semilla con: thiram, tiabendazol, benomil, clorotalonil, quintozene o mancozeb (13, 53).

También se sugiere una fertilización balanceada adecuada y un cuidadoso control de malezas e insectos (53).

M. phaseolina no se controla con solarización (41).

2.2. Patogenicidad de Cepas

M. phaseolina es un hongo altamente variable en patogenicidad (43). Algunas cepas (aislamientos) de éste son hospedante-específicas, según Hildebrand et al., citados por Mughogho (43), mientras que otras pueden atacar un amplio rango de hospedantes, según Holiday y Punithalingam, citados por el mismo autor (43). Dhingra y Sinclair (11) señalan que la patogenicidad del microorganismo puede ser específica. Estos mismos autores, señalan que se han observado diferencias de virulencia entre cepas. De tal forma que Khare, Jain y Sharma (33) aislaron 6 cepas del patógeno de la raíz, tallo, hoja, vaina, semilla y suelo circundante de una sola planta de frijol mungo (P. mungo L.) y encontraron que la de éste último resultó la más patogénica sobre plántulas, seguida por la de vaina y raíz. Asimismo, Dhingra y Sinclair (8), aislaron M. phaseolina de diferentes partes de una planta de soya (Glycine max L. Merr.) y con cada cepa, inocularon a plántulas de cuatro días de edad. Después de 10 días observaron

La mortalidad de las plántulas y notaron una significativa variación de patogenicidad entre cepas. En otro estudio, Urdaneta y Bauer (55) inocularon dos cepas del patógeno a plantas de ajonjolí (Sesamum indicum L.) en cuatro etapas del desarrollo y concluyeron que las cepas mostraron diferencias en patogenicidad según la edad de la planta; la mayor susceptibilidad ocurrió en plántulas y la menor en las de más edad, en forma gradual. En otro trabajo, Díaz y De la Fuente (18), inocularon cuatro cepas del patógeno, una aislada de tallo de maíz, otra de semilla de melón y dos de una sola planta de frijol (tallo y raíz), a plantas de frijol común (P. vulgaris L.) en tres estados del desarrollo (15, 35 y 55 días). Observaron que en las distintas etapas de inoculación las cepas presentaron diferente patogenicidad; la mayor mortalidad de plantas fue significativa a los 15 días, siguiendo a los 55 y por último a los 35 días.

La variación de M. phaseolina es un factor importante que requiere consideración en programas de control de la enfermedad que usan la resistencia del patógeno. En el caso de la pudrición carbonosa del sorgo, sería útil conocer si el sorgo es susceptible a cepas del patógeno de otros hospedantes (43).

3. MATERIALES Y METODOS

El presente trabajo se llevó a cabo durante el período comprendido del 13 de Diciembre de 1985 al 18 de Diciembre de 1986 en el invernadero de la Facultad de Agronomía de la UANL, ubicado en el municipio de Marín N.L.

El trabajo consistió en comparar la patogenicidad de dos cepas de M. phaseolina en cinco líneas experimentales de sorgo y dos variedades de frijol.

Las dos cepas se obtuvieron de la porción de tejido infectado naturalmente de: tallo de sorgo y rama de frijol. Estas cepas se identificaron como MPS y MPF respectivamente. El aislamiento de las cepas se hizo de la siguiente manera: pequeñas porciones de tejido se desinfectaron con hipoclorito de sodio (NaOCl) al 2% por 30 segundos, se lavaron con agua destilada estéril y se sembraron bajo condiciones asépticas, en cajas petri con papa-dextrosa-agar y sulfato de estreptomicina (PDA-E). Después de la esterilización y antes de la solidificación del medio, se adicionaron asépticamente 150 mg de sulfato de estreptomicina. La incubación se realizó a 28°C. Las resiembras se hicieron igualmente en PDA-E. Una vez aislado y purificado el patógeno y haber permanecido durante 92 horas en crecimiento en la incubadora, se almacenaron las cajas petri en el refrigerador para su posterior utilización.

En los Cuadros 2 y 3 se muestran los datos de temperatura y humedad relativa a que fueron sujetas las plantas de sorgo y frijol, respectivamente.

3.1. Comparación de la Patogenicidad de las Cepas de M. phaseolina en Cinco Líneas Experimentales de Sorgo

3.1.1. Diseño experimental

El diseño experimental utilizado fue un completamente al azar con arreglo factorial de 3x5, cepas como factor A y líneas como factor B, dando un total de 15 tratamientos, cada tratamiento con 15 repeticiones.

Los tratamientos fueron:

Cepa	Línea	Tratamiento
MPS (aislada de sorgo)	85R	1
	88R	2
	99R	3
	34R	4
	30R	5
MPF (aislada de frijol)	85R	6
	88R	7
	99R	8
	34R	9
	30R	10
Testigo (estéril)	85R	11
	88R	12
	99R	13
	34R	14
	30R	15

El croquis del experimento, así como el arreglo de los tratamientos, lo podemos observar en la Figura 1.

3.1.2. Establecimiento del cultivo

Para la siembra se preparó una mezcla de suelo común y tierra de hoja en una proporción de 2:1, después de ser esterilizada con bromuro de

metilo, se depositó en macetas de barro (previamente desinfectadas con NaOCl al 6%) de 24 cm de diámetro y capacidad de 7.5 kg. Posteriormente, el 13 de Diciembre de 1985, se efectuó la siembra de las cinco líneas experimentales de sorgo, las cuales fueron proporcionadas por el Programa de Mejoramiento Genético de la FAUANL. Se utilizaron 15 macetas por línea. Se sembraron 6 semillas por maceta; a los 35 días de haberse sembrado se hizo la práctica del aclareo, dejándose dos plantas por maceta, ésto en base a la capacidad de la misma. No hubo necesidad de desinfectar la semilla ya que estaba muy bien tratada con fungicida e insecticida.

Los riegos dependieron de la necesidad del cultivo, éstos se aplicaron con un bote. El número de riegos, fechas, intervalos y días acumulados aparecen a continuación :

No. de Riego	Fecha	Intervalo en días	Días Acumulados
1	13-Dic-85	0	0
2	15-Dic-85	2	2
3	20-Dic-85	5	7
4	26-Dic-85	6	13
5	3-Ene-86	8	21
6	10-Ene-86	7	28
7	21-Ene-86	11	39
8	30-Ene-86	9	48
9	10-Feb-86	11	59
10	19-Feb-86	9	68
11	28-Feb-86	9	77
12	16-May-86	16	93
13	31-May-86	15	108

NOTA: La frecuencia se redujo después del onceavo riego, cuando se observó que la mayoría de las plantas se encontraban en el estado de embuche, con el propósito de mantener la humedad baja para predisponer a las mismas a la enfermedad. Ese estado fue alcanzado por las líneas en fechas muy similares (Cuadro 4), lo cual facilitó la iniciación del stress de humedad.

Se mantuvo el cultivo libre de malezas durante todo su ciclo, mediante deshierbes manuales. El 7 de Febrero de 1986 se realizó un aporque con una palita de jardín; se tuvo cuidado de no dañar las raíces.

Se presentaron infestaciones ligeras de pulgón del cogollo (Rhopalosiphum maidis) en no más de seis macetas durante la primera semana de Febrero. Lo que hizo necesario realizar una aplicación de Foliatón (1 cc/lt) para su control.

3.1.3. Preparación del inóculo

El patógeno fue cultivado en palillos de madera en frascos con papa dextrosa (PD). Se colocaron 50 palillos, con la punta hacia arriba, dentro de cada frasco (de boca ancha y con capacidad de 120 ml) con PD, de manera que quedaron sumergidos una tercera parte de su longitud total y se esterilizó en la autoclave a 15 libras de presión (120°C) por 20 minutos. Una vez esterilizado y enfriado el medio junto con los palillos, se llevó a cabo la siembra del hongo. Dos discos de medio con el micelio y esclerocios del hongo hechos de cultivos puros almacenados, fueron tomados con un sacabocado de 7 mm de diámetro y fueron sembrados bajo condiciones asépticas en cada frasco. El medio se agitó para permitir la distribución del inóculo. Los frascos fueron incubados a 28°C por 10 días, tiempo en el cual los palillos fueron cubiertos con micelio y esclerocios del patógeno y listo para usarse en inoculación.

3.1.4. Procedimiento de inoculación

Las cepas MPS y MPF se inocularon a las plantas a los 16 días después de la floración media (11-Mar-86). Esta fecha fue determinada tomando en cuenta la floración de las líneas, las cuales alcanzaron el estado de floración, al igual que el estado de embuche, en fechas muy similares,

como se puede ver en el Cuadro 4. La técnica de inoculación usada fue la de palillo de dientes infectado (27, 45). Un palillo infectado con hongo fue insertado oblicuamente dentro de cada tallo en la parte baja del segundo entrenudo; el palillo fue insertado dentro de un agujero abierto en el tallo con un picahielo previamente desinfectado con NaOCl al 6%. Se tuvo cuidado para asegurar que el palillo no emergiera a través del otro lado del tallo. La parte por donde se insertó el palillo fue cubierto con vaselina. Las plantas testigo se inocularon de la misma manera, pero con un palillo estéril.

De las 15 macetas utilizadas para cada línea, cinco fueron usadas para la inoculación de la cepa MPS y cinco para la MPF, las otras cinco fueron usadas como testigo.

3.1.5. Evaluación

Las lecturas fueron tomadas a los 19 días después de la inoculación (15-Abr-86), cuando se observó que la mayoría de las plantas se encontraban en la madurez fisiológica. El tallo de cada planta fue primeramente apretado, en la parte media del segundo entrenudo, para estimar la suavidad, después fue seccionado longitudinalmente para estimar, desde la parte inoculada, la extensión de la pudrición.

Para estimar la suavidad del tallo, se diseñó la siguiente escala:

- 0 = No evaluación posible
- 1 = Duro
- 2 = Regular
- 3 = Suave
- 4 = Muy suave

La extensión de la pudrición se estimó con la siguiente escala:

- 0 = No evaluación posible
- 0.1 = Reacción mínima, indistinguible de la de un palillo estéril
- 0.5 = Alteración de color extensiva dentro de un entrenudo progresando lo máximo en la parte central del tallo
- 1.0 = La mayor parte o todo un entrenudo con alteración de color sin penetrar las áreas del nudo
- 1.5 = Penetración de un nudo e invasión leve del siguiente entrenudo
- 2.0 = Más de 1 pero no más de 2 entrenudos afectados; la infección debe haberse propagado cuando menos a través de un entrenudo
- 2.5 = Penetración de dos nudos e invasión leve del siguiente entrenudo
- 3.0 = La infección ha pasado a través de dos o más entrenudos
- 4.0 = Invasión extensiva de la planta, pero sin matarla
- 5.0 = Muerte de la planta debido a la pudrición carbonosa. (54)

3.1.6. Análisis estadístico

El análisis estadístico se realizó mediante la prueba de Kruskal y Wallis. Para determinar la relación entre las dos variables, se usó el coeficiente de correlación de rango de Spearman.

3.2. Comparación de la Patogenicidad de las Cepas de M. phaseolina en Dos Variedades de Frijol

3.2.1. Diseño experimental

El diseño experimental fue un completamente al azar con arreglo factorial de 3 x 2, cepas como factor A y variedades como factor B, dando un total de 6 tratamientos, cada tratamiento con 5 repeticiones. Los tratamientos fueron:

Cepa	Variedad	Tratamiento
MPS (aislada de sorgo)	Canario 101	1
	Flor de Mayo	2
MPF (aislada de frijol)	Canario 101	3
	Flor de Mayo	4
Testigo (estéril)	Canario 101	5
	Flor de Mayo	6

El croquis del experimento, así como el arreglo de los tratamientos, lo podemos observar en la Figura 2.

3.2.2. Establecimiento del cultivo

Para la siembra del frijol, fue también preparada una mezcla de suelo común y tierra de hoja en una proporción de 2:1. Esta se esterilizó en la estufa a una temperatura de 120°C por ocho horas. Después se depositó en macetas de plástico (previamente desinfectadas con NaOCl al 6%) de 12 cm de diámetro con capacidad para 1.5 kg. El 19 de Noviembre de 1986 se efectuó la siembra de las dos variedades de frijol, las cuales fueron proporcionadas por el mismo Programa de Mejoramiento de donde se obtuvieron las líneas. Se utilizaron 15 macetas por variedad. En cada maceta se sembraron 15 semillas; a los 10 días de realizada la siembra se hizo un aclareo, dejándose 10 plántulas por maceta. La semilla utilizada fue primeramente esterilizada, para eliminar posibles patógenos externos, con NaOCl al 4% por tres minutos y después se lavó con agua destilada estéril para eliminar restos del desinfectante.

Se regó inmediatamente después de la siembra, a los 6 días (24-Nov-86) y a los 16 días (4-Dic-86). La frecuencia fue menor después del sexto riego con el propósito de mantener el suelo con humedad baja para fa-

cilitar el desarrollo de la enfermedad.

3.2.3. Preparación del inóculo

El hongo fue cultivado en cajas petri con PDA-E. Un disco con medio con el micelio y esclerocios del hongo, hechos de cultivos puros almacenados, fue tomado con un sacabocado de 7 mm de diámetro y fue sembrado bajo condiciones asépticas en el centro de cada caja petri con el medio PDA-E. Al cabo de 10 días de crecimiento del hongo a una temperatura de 28°C en la incubadora, los medios (cajas petri) quedaron listos para llevar a cabo la inoculación.

3.2.4. Procedimiento de inoculación

Las cepas MPS y MPF se inocularon a las plantas el mismo día del aclareo (28-Nov-86). La inoculación se hizo al depositar en el cuello de las plántulas de cada maceta, la suspensión resultante de licuar el contenido de dos cajas petri, con 10 días de crecimiento en cultivo, en 100 ml de agua destilada estéril durante 20 segundos. Las plantas testigo se trataron con PDA estéril.

De las 15 macetas utilizadas para cada variedad, cinco fueron para la inoculación de la cepa MPS y cinco para la MPF, las otras cinco fueron usadas como testigo.

3.2.5. Evaluación

A los 20 días después de la inoculación se registró el porcentaje de plantas muertas.

3.2.6. Análisis estadístico

La información se analizó mediante el diseño experimental antes mencionado. Los porcentajes fueron transformados con la fórmula arco seno \sqrt{x} .

4. RESULTADOS Y DISCUSION

4.1. Comparación de la Patogenicidad de las Cepas de M. phaseolina en Cinco Líneas Experimentales de Sorgo

4.1.1. Suavidad del tallo

En el Cuadro 5 se presentan los datos de suavidad del tallo para las cinco líneas experimentales de sorgo inoculadas con las cepas de M. phaseolina. En función de este cuadro se construyó el Cuadro 8, donde se presenta la comparación de medias (rangos). En este cuadro se observa que las cepas MPS y MPF fueron (independientemente de la línea en que se hayan inoculado) igualmente patogénicas, además, se observa que la cepa MPS presentó mayor patogenicidad en la línea 30R, un comportamiento intermedio en las 99R y 34R y una menor patogenicidad en las 88R y 85R, mientras que la MPF mostró mayor patogenicidad en la línea 30R, un comportamiento intermedio en la 99R y una menor patogenicidad en las 34R, 88R y 85R. Las plantas testigo permanecieron sanas. De las plantas infectadas se aisló el patógeno.

4.1.2. Extensión de la pudrición del tallo

En el Cuadro 6 se muestra la extensión de la pudrición del tallo, estimada en las cinco líneas experimentales de sorgo inoculadas con las cepas del patógeno. La comparación de medias (rangos) realizada para esta información (Cuadro 9), muestra que sólo en la línea 88R existieron diferencias de patogenicidad entre las cepas; la cepa MPS fue la más patogénica. Varios autores (8, 18, 33, 55) han encontrado también en trabajos similares, diferencias entre cepas. Según Wyllie, citado por Dhingra y

y Sinclair (8), el diferente comportamiento fisiológico y patológico de las cepas de M. phaseolina es debido a que el hongo posee un micelio poliacariótico. Por otra parte, se puede observar también que la cepa MPS presentó igual patogenicidad en las cinco líneas, mientras que la cepa MPF mostró igual patogenicidad en las líneas 30R y 99R, un comportamiento intermedio sobre las 34R y 85R y sólo estadísticamente menor patogenicidad en la 88R. Las plantas testigo permanecieron sanas. De las plantas infectadas se aisló el patógeno.

4.1.3. Análisis de correlación

Al estudiar la relación entre suavidad del tallo y extensión de la pudrición del tallo, se encontró una correlación positiva altamente significativa ($r_s = 0.78095$).

4.2. Comparación de la Patogenicidad de las Cepas de M. phaseolina en Dos Variedades de Frijol

4.2.1. Porcentaje de mortalidad

En el Cuadro 7 se muestra el porcentaje de plantas muertas de dos variedades de frijol inoculadas con las cepas de M. phaseolina. A partir de esta información se generó el análisis de varianza (Cuadro 10). Este análisis no presentó diferencias para cepas, variedades ni para la interacción de estos dos factores (Figura 3). Las plantas testigo no presentaron infección, de las que sí presentaron, se aisló el patógeno.

5. CONCLUSIONES

De acuerdo a los resultados obtenidos se puede concluir lo siguiente:

1. Para suavidad del tallo, las dos cepas de M. phaseolina evaluadas comparativamente mostraron igual patogenicidad. Asimismo, la patogenicidad tanto de una cepa como de la otra, evaluadas independientemente para las cinco líneas, fue muy similar; ambas cepas mostraron mayor patogenicidad sobre la 30R.
2. Respecto a la extensión de la pudrición del tallo, fue notorio que sólo en la línea 88R las dos cepas presentaron diferente patogenicidad; la más patogénica resultó la que se aisló de sorgo. En las demás líneas, la patogenicidad tanto de una cepa como de la otra fue muy similar, presentando mayor patogenicidad sobre las líneas 30R y 99R.
3. Existe una relación directa entre suavidad del tallo y extensión de la pudrición del tallo.
4. Las dos cepas se comportaron de la misma manera en las variedades Cañario 101 y Flor de Mayo, no encontrándose diferencias apreciables entre cepas ni entre variedades.

6. RECOMENDACIONES

1. La técnica del palillo de dientes infectado tuvo poca efectividad, ya que la mayoría de las plantas de sorgo presentaron un bajo grado de infección (aún dándose las condiciones favorables para el desarrollo de la enfermedad), por lo que se recomienda, para futuros trabajos, hacer una combinación de suelo infestado con dicha técnica, para ver si es posible obtener un mayor grado de infección.
2. La técnica de inoculación que consistió en depositar en el cuello de las plantas de cada maceta, la suspensión resultante de licuar el contenido de dos cajas petri con micelio y esclerocios en 100 ml de agua destilada estéril, fue efectiva, dado que se obtuvieron altos porcentajes de mortalidad de plantas de frijol, por lo que se recomienda su uso en el invernadero.
3. Se recomienda también realizar el mismo estudio a nivel de campo, para poder reforzar los resultados obtenidos en el invernadero.

7. RESUMEN

El presente trabajo se realizó del 13 de Diciembre de 1985 al 18 de Diciembre de 1986 en el invernadero de la Facultad de Agronomía de la UANL en Marín, N.L., con el propósito de comparar la patogenicidad de dos cepas de Macrophomina phaseolina, una aislada de sorgo y otra de frijol, en cinco líneas experimentales de sorgo (85R, 88R, 99R, 30R y 30R) y dos variedades de frijol (Canario 101 y Flor de Mayo).

Las dos cepas del patógeno se inocularon a las plantas de sorgo a los 16 días después de la floración media. La inoculación se hizo mediante la técnica del palillo de dientes infectado. Cuando se observó que la mayoría de las plantas se encontraban en la madurez fisiológica, se estimó la suavidad del tallo y la extensión de la pudrición del tallo. Las cepas se inocularon a las plantas de frijol a los 10 días de realizada la siembra. La inoculación se realizó al depositar en el cuello de las plantas de cada maceta, la suspensión resultante de licuar el contenido de dos cajas petri con el hongo en 100 ml de agua destilada estéril. A los 20 días después de la inoculación se registró el porciento de plantas muertas.

Para suavidad del tallo, las dos cepas de M. phaseolina evaluadas comparativamente, mostraron igual patogenicidad en las líneas de sorgo. Asimismo, la patogenicidad tanto de una cepa como de la otra, evaluadas independientemente para las cinco líneas, fue muy similar, mostrando mayor patogenicidad sobre la 30R. Respecto a la extensión de la pudrición del tallo, fue apreciable sólo en la línea 88R las dos cepas presentaron diferente patogenicidad; la más patogénica resultó la que se aisló de sorgo. En las

demás líneas, la patogenicidad tanto de una cepa como de la otra fue muy similar, presentando mayor patogenicidad sobre las líneas 30R y 99R.

Al realizar el análisis de correlación, se encontró una relación directa entre suavidad del tallo y extensión de la pudrición del tallo.

En cuanto a la comparación de las cepas en las dos variedades de frijol, no se encontraron diferencias apreciables entre ellas, ni entre variedades.

8. SUMMARY

The present work was conducted from 13 December 1985 through 18 December, 1986 in the greenhouse of the Facultad de Agronomía, UANL in Marín, N.L., with the purpose of comparing the pathogenicity of two isolates of Macrophomina phaseolina, one isolated from sorghum and another from bean, in five experimental lines of sorghum (85R, 88R, 99R, 34P and 30R) and two bean varieties (Canario 101 and Flor de Mayo).

Both pathogen isolates were inoculated to sorghum plants after 16 days mean flowering. The inoculation was made by the infected tooth-pick technique. When it was observed that most plants were at physiological maturity, both stalk softness and extension of stalk rot were estimated. The fungal isolates were inoculated to bean plants 10 days after sowing. The inoculation was carried out by depositing at the neck of the plants on each pot, the suspension resulting from liquefying the content of two petri dishes with the fungus in 100 ml of steril distilled water. Twenty days after inoculation, the percent of dead plants was registred.

For stalk softness, both isolates of M. phaseolina when evaluated comparatively, showed the same pathonigity in the sorghum lines. Therefore, the pathogenicity of both isolates when evaluated independently for the five lines, was very similar, showing more pathogenicity on 30R. Regarding stalk rot extension, it was appreciated that only on line 88R, both isolates showed different pathogenicity; the isolate from sorghum was most pathogenic. In other lines, the pathogenicity of both isolates was very similar, showing more pathogenicity on lines 30R and 99R.

According to correlation analysis, a direct relation was found between stalk softness and stalk rot extension.

When comparing the fungal isolates in both bean varieties, significant differences were not found between them, as well as between varieties.

9. BIBLIOGRAFIA

1. AGUIRRE-R., J.I. 1986. Enfermedades del sorgo. Pudrición carbonosa. In: "Manual Fitosanitario Regional". Patronato para la Investigación Fomento y Sanidad Vegetal. SARH. Matamoros, Tamps. 132 pp.
2. ANDRUS, C.F. 1938. Seed transmission of Macrophomina phaseoli. Phytopathology. 28:620-634.
3. BETANCOURT-V., A. 1980. Sorghum diseases in Mexico. In: "Sorghum Diseases, a World Review". Proceedings of the International Workshop on Sorghum Diseases. ICRISAT. 11-15 December 1978. Hyderabad India. pp. 22-28.
4. CASTILLO-T., J. 1987. Micología General. Ed. Limusa. México 208 pp.
5. CHUPP, C. and SHERF, A.F. 1960. Vegetable disease and their control. Ronald Press Co. New York. pp. 138-141.
6. CRISPIN, M.A.; SIFUENTES, A.J. y CAMPOS, A.J. 1976. Enfermedades y plagas del frijol en México. Foll. Téc. No. 39. INIA. 42 pp.
7. DE LA GARZA-G., J.L. et al. 1980. Enfermedades del sorgo en la región de Anáhuac, N.L. IX Congr. Nac. Fitopat. Julio 16-18 de 1980. Uruapan, Mich. p. 10 Resumen.
8. DHINGRA, O.D. and SINCLAIR, J.B. 1973. Variation of Macrophomina phaseoli on soybean plants related to culture characteristics and virulence. Phytopathology 63:934-936.
9. DHINGRA, O.D. and SINCLAIR, J.B. 1975. Survival of Macrophomina phaseolina sclerotia in soil: Effects of soil moisture, carbon:nitrogen ratios, carbon sources, and nitrogen concentrations. Phytopathology 65:236-240.

10. DHINGRA, O.D. and SINCLAIR, J.B. 1977. An annotated bibliography of Macrophomina phaseolina 1905-1975. Published Cooperatively by Universidade Federal de Vicosa, Brazil and University of Illinois, Urbana, USA. 244 pp.
11. DHINGRA, O.D. and SINCLAIR, J.B. 1978. Biology and pathology of Macrophomina phaseolina. Impr. Univ. de Vicosa, Brasil. 166 pp.
12. DHINGRA, O.D., TENNE, F.D. and SINCLAIR, J.B. 1976. Method for determination of competitive saprophytic colonization of soilfungi. Trans. Brit. Mycol. Soc. 66:447-456.
13. DIAZ-F., A. 1984. Tratamiento de fungicidas a la semilla de frijol contra Macrophomina phaseolina en invernadero. XI Congr.Nal. Fitopat. San Luis Potosí, S.L.P. p. 120. Resumen.
14. DIAZ-F., A. 1984. Macrophomina phaseolina (Tassi) Goid, agente causal de la pudrición carbonosa del frijol; Phaseolus vulgaris L., en el norte de Tamaulipas. Agric. Téc. Méx. 10(2):87-98.
15. DIAZ-F., A. 1985. Enfermedades del frijol en el norte de Tamaulipas. CIAGON. Campo Agrícola Experimental de Río Bravo. Foll. Téc. No. 3. 25 pp.
16. DIAZ-F., A. 1986. Pudrición carbonosa [Macrophomina phaseolina (Tassi) Goid]. In: "Manual Fitosanitario Regional". Patronato para la Investigación Fomento y Sanidad Vegetal. SARH. Matamoros, Tamps., 132 pp.
17. DIAZ-F., A. 1986. Enfermedades del girasol. Pudrición Carbonosa. In: "Manual Fitosanitario Regional". Patronato para la Investigación, Fomento y Sanidad Vegetal. SARH. Matamoros, Tamps., 132 pp.

18. DIAZ-F., A. y DE LA FUENTE-N., M.E. 1985. Variaciones de cepas de Macrophomina phaseolina desarrolladas en medios de cultivo y la virulencia en el frijol. XII Congr. Nal. Soc. Mex. Fitopat., Amer. Phytopathol Soc. C.D. Sep. 11-14. Guanajuato, México. Resumen 41.
19. DIAZ-F., A. y RODRIGUEZ-C., G. 1985. Evaluación de métodos de inoculación de Macrophomina phaseolina en el frijol (Phaseolus vulgaris L.) bajo condiciones de invernadero. XII Congr. Nal. Soc. Mex. Fitopat. Amer. Phytopathol. Soc. C.D. Sep. 11-14. Guanajuato, México. Resumen 42.
20. DICKSON, J.G. 1956. Diseases of Field Crops. (2nd. ed.). Mc Graw-Hill Book Company. Inc. New York, USA. 517 pp.
21. DODD, J.L. 1980. The photosynthetic stress-translocation balance concept of sorghum stalk rots. In: "Sorghum Diseases, a World Review". Proceedings of the International Workshop on Sorghum Diseases. ICRISAT. 11-15 December, 1978. Hyderabad, India, pp. 300-305.
22. EDMUNDS, L.K. 1962. The relation of plant maturity, temperature, and soil moisture to charcoal stalk rot development in grain sorghum. *Phytopathology* 52(8):731.
23. EDMUNDS, L.K., FUTRELL, M.C. y FREDERIKSEN, R.A. 1975. Enfermedades del Sorgo. In: "Producción y Usos del Sorgo" (J.L. Wall y W.M. Ross, eds.) Hemisferio Sur. Buenos Aires, Argentina. pp. 113, 127 y 128.
24. FAO. 1984. Boletín mensual de estadística. Vol. 7, No. 5 p. 20.
25. FREDERIKSEN, R.A. (ed.). 1986. Compendium of sorghum diseases. Am. Phytopathol. Soc. and Dept. Plant Pathol. and Microbiol. Texas A & M Univ. 82 pp.

26. FRESA, R.A. 1975. Podredumbres causadas por Macrophomina phaseoli. In: "Fitopatología, Curso Moderno". (A.A., Sarasola y M.A. Roca de S., Dirs). Hemisferio Sur. Buenos Aires. Tomo II. pp. 242-246.
27. FROWD, J.A. 1980. Sorghum stalk rots in west Africa. In: "Sorghum Diseases, a World Review". Proceedings of the International Workshop on Sorghum Diseases. ICRISAT. 11-15 December, 1978. Hyderabad, India. pp. 322-324.
28. GODINEZ-P., A.M. 1986. Enfermedades de la okra. Pudrición carbonosa In: "Manual Fitosanitario Regional". Patronato para la Investigación Fomento y Sanidad Vegetal. SARH. Matamoros. Tamps. 132 pp.
29. HAIGH, J.C. 1930. Macrophomina phaseoli (Maubl.) Ashby and Rhizoctonia bataticola (Taub.) Butler. Peradeniya, Ceylon. Roy. Bot. Gard. Ann. 11:213-249.
30. HOOKER, W.J. 1981. Compendium of potato diseases. Amer. Phytopathol. Soc. 125 pp.
31. HSI, D.C.M. 1967. Stalk rots. Sorghum Newsletter. 10:90
32. KENDRICK, J.B. 1933. Seedling stem blight of field beans caused by Rhizoctonia bataticola at high temperatures. Phytopathology 23:949-963.
33. KHARE, M.N., JAIN, N.K. and SHARMA, H.C. 1970. Variation among Rhizoctonia bataticola isolates from Urid bean plant parts and soil. Phytopathology 60:1298 (Abstr.)
34. KRANS, L., SMUTLERER, H. and KOCH, W. 1978. Disease pest and weed in tropical crops. Paul Parey. John Wiley & Sons. London. pp. 217-218.

35. LEPIZ-I., R. y NAVARRO-S., F. 1983. El frijol en el noroeste de México. CAEVC, INIA. Culiacán, Sin., México. pp. 1 y 2.
36. LUTTRELL, E.S. 1946. A pycnidial strain of Macrophomina phaseoli. Phytopathology 36:978-990
37. LUTTRELL, E.S. and GARREN, K.H. 1952. Blights of snap bean in Georgia. Phytopathology 42:607-613.
38. MARTINEZ, S.A. y OSCAR, G.A. 1978. Evaluación de líneas de ajonjolí a la pudrición del cuello y tallo causado por Macrophomina phaseoli (Maubl.) Ashby. VIII Congr. Nal. Fitopat. S.M.F. Oaxtepec, Mor. 5-7 Julio. p. 11-12. Resumen.
39. MENDOZA-Z., C. y PINTO-C., B. 1983. Principios de Fitopatología y Enfermedades Causadas por Hongos. UACH. Depto. Parasitol. Agr., Chapíngo, Méx. 311 pp.
40. MEYER, W.A., SINCLAIR, J.B. and KHARE, M.N. 1973. Biology of Macrophomina phaseolina in soil studied with selective media. Phytopathology. 63:613-620.
41. MIHAIL, J.D. and ALCONR, S.M. 1984. Effects of soil solarization on Macrophomina phaseolina and Sclerotium rolfsii. Plant. Dis. 68:156-159.
42. MONTES-R., R. y AREVALO-V., A. 1985. Guía para cultivar frijol de riego en el centro y sur de Guanajuato. CAEB, INIA. Folleto para trabajadores No. 13. Celaya, Gto. 16 pp.
43. MUGHOGHO, L.K. and PANDE, S. 1984. Charcoal rot of sorghum. In: "Sorghum Root and Stalk Rots, a Critical Review". Proceedings of the Consultive Group Discussion on Research Needs and Strategies for Control of Sorghum Root and Stalk Rot Diseases. ICRISAT. 27 Nov-2 Dec. 1983. Bellagio, Italy. Patancheru, India pp. 11-24.

44. NORTON, D.C. 1953. Linear growth of Sclerotium bataticola through soil. *Phytopathology* 43:633-636.
45. RAO, K.N. et al. 1980. The ICRISAT Charcoal rot resistance program. In: "Sorghum Diseases, a World Review." Proceedings of the International Workshop on Sorghum Diseases. ICRISAT. 11-15 December 1978. Hyderabad, India. pp. 315-321.
46. REUVENI, R., NACHMIAS, A. and KRIKUM, J. 1983. The role of seed borne inoculum on the development of Macrophomina phaseolina on melon. *Plant. Dis.* 67:280-281.
47. ROBLES-S., R. 1982. Producción de Granos y Forrajes. Limusa, S.A. México, D.F. p. 141.
48. SAG. 1976. XV años de investigación agrícola en México, INIA, SAG. México.
49. SARH. 1981. Anuario estadístico de producción agrícola en los Estados Unidos Mexicanos. DGEA. México.
50. SARH. 1982. Resumen del programa nacional agropecuario y forestal. 1981. NOTISARH, No. 3. SARH. México.
51. SCHWARTZ, H.F. 1980. Diversos patógenos fúngicos. In: "Problemas de Producción del Frijol: Enfermedades, Insectos, Limitaciones Edáficas y Climáticas de Phaseolus vulgaris". (H.F., Schwartz y E.G. Gálves, eds.) CIAT. Cali, Colombia. pp. 132-134.
52. SHORT, G F., WYLLIE, T.D. and BRISTOW, P.R. 1980. Survival of Macrophomina phaseolina in soil and in residue of soybean. *Phytopathology* 70:13-17.

53. SINCLAIR, J.B. 1984. Root and stalk rots caused by Macrophomina phaseolina in legumes and other crops. In: "Sorghum Root and Stalk Rots, a Critical Review". Proceedings of the Consultative Group Discussion on Research Needs and Strategies for Control of Sorghum Root and Stalk Rot Diseases. ICRISAT. 27 Nov-2 Dec. 1983. Bellagio, Italy, Patancheru, India. pp. 173-182.
54. TEX. AGR. EXP. STA. 1978. Disease and insect rating schemes for sorghum In: Development of Improved High Yielding Sorghum Cultivars with Disease and Insect Resistance. Fourth Annual Progress Report. March 1, 1977-February 28, 1978. Agency for International Development. Department of State. Washington, D.C. Tex. Agr. Exp. Sta. Texas A&M University. College Station Texas. p. 179.
55. URDANETA, U.R. y DE BAUER, L.I. 1981. Pudrición del cuello y tallo del ajonjolí por Macrophomina phaseoli en diferentes regiones de México. Agrociencia. 43:71-79.
56. VEGA-Z., G. 1984. Programa Nacional de Investigación del Sorgo. Memorias de la Primera Reunión Nacional de Sorgo en México. Marín, N.L. p. 82.
57. VILLARREAL-G., L.A. 1987. Caracterización del agente causal de la pudrición apical de la sandía en Marín y Gral. Zuazua, Nuevo León. XIV. Congr. Nac. Fitopat. Julio 15-17. Morelia, Mich. p. 82. Memorias.
58. VOYSEST, D. 1983. Variedades de frijol en América Latina y su origen. Ed. CIAT. Colombia. pp. 1-7.
59. WALKER, J.C. 1952. Diseases of Vegetable Crops. Mc Graw-Hill Book Company. Inc. New York. USA. 529 pp.

60. WATANABE, T., SMITH, R.S. and SNYDER, W.C. 1967. Populations of micro esclerotia of the soil-borne pathogen, Macrophomina phaseoli, in relation to stem blight of bean. *Phytopathology* 57:1010 (Abstr.)
61. WESTCOTT, C. 1971. Plant disease handbook. (3a. ed.) Vandnostrand Reinhold. Co. New York. p. 330.
62. WILLIAMS, R.J., FREDERIKSEN, R.A. y GIRARD, I.C. 1978. Manual para la identificación de las enfermedades del sorgo y mijo. ICRISAT Hyderabad, India. Bol. Infor. No. 2. 88 pp.
63. YOUNG, P.A. 1949. Charcoal rot of plants in east Texas. Texas Agr. Exp. Sta. Bull. 712. 33 pp.
64. ZAVALA-G., F. 1984. Estudios sobre el crecimiento y desarrollo del sorgo en México. Universidad Autónoma de Nuevo León. Facultad de Agronomía. CIA. Foll. Div. No. 7. Marín, N.L. 63 pp.
65. ZAWMEYER, W.J. and THOMAS, H.R. 1957. A monographic study of bean diseases and methods for their control. USDA. Agr. Teach. Bull. No. 868. 225 pp.

10. A P E N D I C E

10.1 Medios de Cultivo

Papa-Dextrosa-Agar (PDA)

A: Ingredientes

Papas peladas y partidas	200 g
Dextrosa	20 g
Agar	17 g
Agua destilada	1000 ml

B. Preparación

Los trozos de papa se cocieron por una hora en 500 ml de agua destilada y el extracto se coló a través de varias capas de tela de gasa. El agar y la dextrosa se disolvieron en los otros 500 ml de agua destilada. Se mezclaron las sustancias, se completó el volumen a un litro y se esterilizó a 15 libras de presión (120°C) por 20 minutos.

Papa-Dextrosa (PD)

Se preparó igual al medio anterior, pero sin agar.

CUADRO 1. Distribución geográfica de la pudrición carbonosa [Macrophomina phaseolina (Tassi) Goid.] en México y cultivos en que ha sido observada.

Estado	Cultivo
Tamaulipas	Sorgo (1, 3, 14), maíz (14), frijol (14, 15, 19), okra (28) y girasol (17).
Nuevo León	Sorgo (7), maíz, frijol (14) y sandía (57).
Veracruz	Frijol (14) y ajonjolí (38, 55).
Guanajuato	Sorgo (3).
Jalisco	Sorgo (3).
Sinaloa	Ajonjolí (38, 55).
Michoacán	Ajonjolí (38, 55).
Guerrero	Ajonjolí (38, 55), frijol y algodón (55).

CUADRO 2. Temperatura del aire y humedad relativa (medias semanales) a que fueron sujetas las plantas de sorgo, tomadas de diciembre 13 de 1985 a abril 17 de 1986 en el invernadero. Marín, N.L.

Semana	No.	Temperatura (°C)		H.R. ¹ (%)
		Máxima	Mínima	
Dic 13-Dic 19	1	28.8	17.0	64.0
Dic 20-Dic 26	2	26.5	13.7	85.5
Dic 27-Ene 2	3	24.5	16.4	81.0
Ene 3 -Ene 9	4	29.6	18.5	85.0
Ene 10-Ene 16	5	33.6	14.3	49.0
Ene 17-Ene 23	6	30.6	16.3	76.6
Ene 24-Ene 30	7	29.5	13.0	56.0
Ene 31-Feb 6	8	34.7	22.5	59.2
Feb 7 -Feb 13	9	25.2	13.2	89.0
Feb 14-Feb 20	10	35.0	25.6	52.4
Feb 21-Feb 27	11	32.2	20.5	60.5
Feb 28-Mar 6	12	30.6	19.0	70.6
Mar 7 -Mar 13	13	33.7	23.2	52.5
Mar 14-Mar 20	14	28.0	19.0	80.0
Mar 21-Mar 27	15	30.0	21.4	71.5
Mar 28-Abr 3	16	34.1	19.1	71.6
Abr 4 -Abr 10	17	32.5	21.5	76.0
Abr 11-Abr 17	18	34.0	21.7	68.3

¹ H.R. = Humedad relativa.

CUADRO 3. Temperatura del aire, temperatura del suelo y humedad relativa a que fueron sujetas las plantas de frijol, tomadas de noviembre 19 a diciembre 18 de 1986 en el invernadero. Marín, N.L.

Semana	Temperatura del aire		Temperatura del suelo (°C)	H.R. (%)
	Máxima (°C)	Mínima		
Nov 19-Nov 23	26.5 ¹	15.5	21.0	39.3
Nov 24-Nov 28	28.8	16.7	22.2	37.1
Nov 29-Dic 3	35.7	22.7	25.0	33.2
Dic 4 -Dic 8	27.2	14.5	23.4	70.0
Dic 9 -Dic 13	34.5	23.4	25.7	35.1
Dic 14-Dic 18	36.2	23.5	28.5	35.4

¹ Media de cinco días.

CUADRO 4. Fecha en que alcanzaron los estados de embuche y floración las líneas experimentales de sorgo bajo condiciones de invernadero (fecha de siembra:13-Dic-85). Marín, N.L.

Línea	Embuche	Floración Media
85R	7 - Mar - 86	12 - Mar - 86
88R	3 - Mar - 86	8 - Mar - 86
99R	8 - Mar - 86	14 - Mar - 86
34R	3 - Mar - 86	9 - Mar - 86
30R	5 - Mar - 86	10 - Mar - 86

CUADRO 6. Patogenicidad de dos cepas de *Macrophomina phaseolina* (Tassi) Goid. en cuanto a extensión de la pudrición del tallo en cinco líneas experimentales de sorgo. Marín, N.L. 1986.

Cepa ¹	Línea	Repetición				
		1	2	3	4	5
MPS		0.50 ^{2 3}	0.50	1.25	1.75	0.50
MPF	85R	0.50	0.50	1.50	1.00	0.50
Testigo (estéril)		0.10	0.10	0.10	0.10	0.10
MPS		1.25	1.25	0.55	0.50	1.75
MPF	88R	0.75	0.50	0.30	0.50	0.50
Testigo (estéril)		0.10	0.10	0.10	0.10	0.10
MPS		1.50	1.00	1.25	1.00	1.25
MPF	99R	1.00	1.75	1.00	1.00	1.00
Testigo (estéril)		0.10	0.10	0.10	0.10	0.10
MPS		0.75	0.50	1.00	0.75	1.50
MPF	34R	0.75	0.50	0.75	1.00	1.00
Testigo (estéril)		0.10	0.10	0.10	0.10	0.10
MPS		0.30	1.50	1.00	1.00	1.75
MPF	30R	1.00	0.55	0.50	1.00	2.25
Testigo (estéril)		0.10	0.10	0.10	0.10	0.10

¹MPS, aislamiento de sorgo y MPF, aislamiento de frijol.

²Valor promedio de dos plantas.

³Escala de severidad: 0.1 = Reacción mínima, indistinguible de la de un patillo estéril a 5.0 = Muerte de la planta debido a la pudrición carbonosa.

CUADRO 7. Patogenicidad de dos cepas de *Macrophomina phaseolina* (Tassi) Goid. en dos variedades de frijol. Marín, N.L. 1986.

Cepa ¹	Variedad	Repetición				
		1	2	3	4	5
MPS		90 ²	90	30	40	80
MPF	Canario 101	60	80	30	90	60
Testigo (estéril)		0	0	0	0	0
MPS		60	90	80	70	60
MPF	Flor de Mayo	60	100	90	60	50
Testigo (estéril)		0	0	0	0	0

¹MPS, aislamiento de sorgo y MPF, aislamiento de frijol.

²Porcentaje de mortalidad a los 20 días después de la inoculación. Tomado de 10 plantas.

CUADRO 8. Comparación de medias (rangos) de la patogenicidad de dos cepas de Macrophomina phaseolina (Tassi) Goid. en cuanto a suavidad del tallo en cinco líneas experimentales de sorgo. Marín, N.L. 1986.

Línea	MPS		Cepa ¹		MPF		H	V
	\bar{X}	\bar{Y}	H ²	V ²	\bar{X}	\bar{Y}		
85R	39.2 ³	1.9 ⁴	a ⁵	b	34.8	1.6	a	b
88R	46.2	2.1	a	b	36.7	1.7	a	b
99R	54.3	2.7	a	ab	49.4	2.4	a	ab
34R	48.4	2.1	a	ab	43.6	1.9	a	b
30R	64.5	3.0	a	a	65.4	3.2	a	a

¹MPS, aislamiento de sorgo y MPF, aislamiento de frijol.

²H = Lectura horizontal; V = Lectura vertical.

³ \bar{X} Rango (tomando en cuenta el testigo).

⁴ \bar{Y} Original.

⁵Los valores marcados con la misma letra no difieren a nivel de 0.05 en la prueba de Kruskal y Wallis.

CUADRO 9. Comparación de medias (rangos) de la patogenicidad de dos cepas de *Macrophomina phaseolina* (Tassi) Goid. en cuanto a extensión de la pudrición del tallo en cinco líneas experimentales de sorgo. Marín, N.L., 1986.

Línea	MPS		Cepa		MPF		H. V	
	\bar{X}	\bar{R}	H ²	V ²	\bar{X}	\bar{R}	H	V
85R	47.7 ³	0.90 ⁴	a ⁵	a	45.0	0.80	a	ab
88R	55.2	1.06	a	a	34.7	0.51	b	b
99R	61.1	1.12	a	a	58.1	1.15	a	a
34R	49.4	0.90	a	a	46.6	0.80	a	ab
30R	55.3	1.11	a	a	51.9	1.06	a	a

¹ MPS, aislamiento de sorgo y MPF, aislamiento de frijol.

² H = Lectura horizontal; V = Lectura vertical.

³ \bar{X} Rango (tomando en cuenta el testigo).

⁴ \bar{X} Original.

⁵ Los valores marcados con la misma letra no difieren a nivel de 0.05 en la prueba de Kruskal y Wallis.

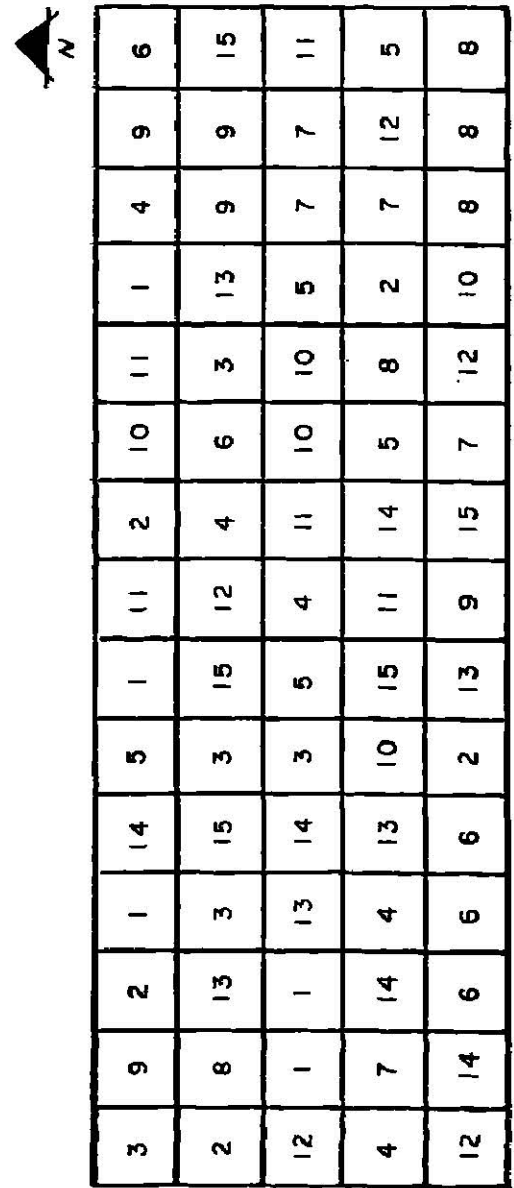
CUADRO 10. Análisis de varianza para el porcentaje de plantas muertas.

Fuente de Variación	G.L.	S.C.	C.M.	F cal.	F. tab.
Media	1	65103.737			.05
Cepa (A) ¹	1	94.93991	94.93991	0.4372521 NS	4.49
Variedad (B)	1	0.64165	0.64165	0.00295516 NS	8.53
Interacc. A x B	1	11.15744	11.15744	0.0513863 NS	
Error	16	3474.056	217.1285		
Total	20	68684.532			

¹ Excluyendo al testigo (estéril).


C.V. = 25.82%

NS = No significativo.




 MACETA DE 24cm. DE DIAMETRO (UNIDAD EXPERIMENTAL)

FIGURA 1. Croquis del experimento y distribución de los tratamientos. Comparación de la patogenicidad de las cepas de Macrophomina phaseolina (Tassi) Goid. en cinco líneas experimentales de sorgo.



6	1	2	4	5	1
4	3	1	2	3	5
5	6	4	6	2	2
3	5	4	3	4	1
6	3	5	6	1	2



MACETA DE 12 cm. DE DIAMETRO (UNIDAD EXPERIMENTAL)

FIGURA 2. Croquis del experimento y distribución de los tratamientos. Comparación de la patogenicidad de las cepas de Macrophomina phaseolina (Tassi) Goid. en dos variedades de frijol.

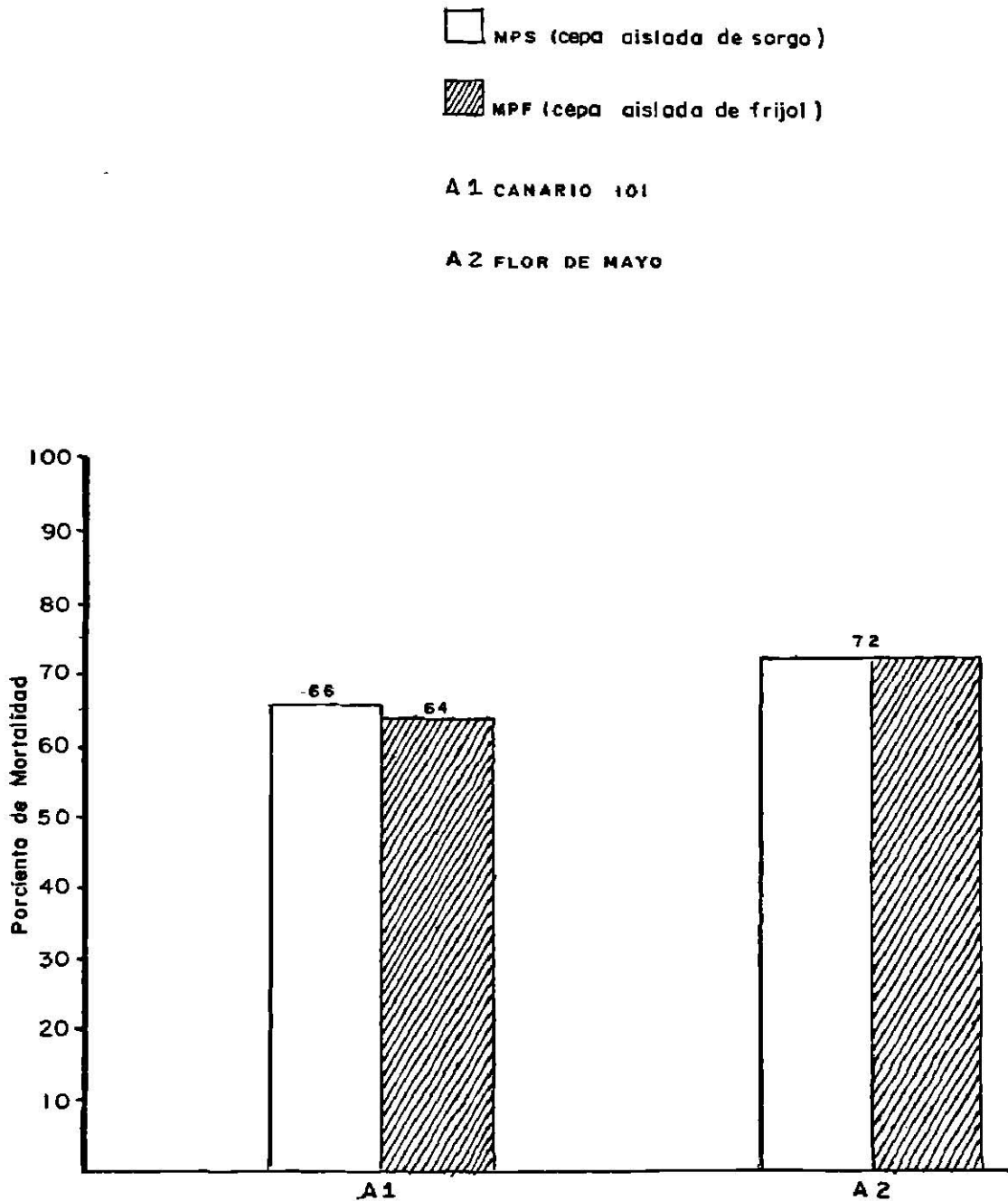


FIGURA 3. Comparación de la patogenicidad de dos cepas de Macrospora phaseolina (Tassi) Goid. considerando mortalidad de plantas en dos variedades de frijol.

