

UNIVERSIDAD NACIONAL AUTONOMA DE MEXICO
FACULTAD DE CIENCIAS

"Micoflora de Semillas de Trigo de
diferentes regiones de México"

T E S I S

QUE PARA OBTENER EL TITULO DE
MAESTRO EN CIENCIAS
P R E S E N T A

CRISTINA MANOVSKY ANTONICH

Ciudad Universitaria, Edo. de México 1986



Universidad Nacional
Autónoma de México

Dirección General de Bibliotecas de la UNAM

Biblioteca Central



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

Todo el material contenido en esta tesis esta protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

El uso de imágenes, fragmentos de videos, y demás material que sea objeto de protección de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente donde la obtuvo mencionando el autor o autores. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.

UNIVERSIDAD NACIONAL AUTONOMA DE MEXICO
FACULTAD DE CIENCIAS

"Micoflora de Semillas de Trigo de
diferentes regiones de México"

T E S I S

QUE PARA OBTENER EL TITULO DE
MAESTRO EN CIENCIAS
P R E S E N T A

CRISTINA MANOVSKY ANTONICH

DIRECTOR DE TESIS

DR. JON MICHAEL PRESCOTT

CO-DIRECTOR DE TESIS

DR. ERNESTO MORENO MARTINEZ

Ciudad Universitaria, Edo. de México

1986

A Néstor y Sebastián

Por su amor, comprensión y
apoyo constante que han hecho
posible concretar esta etapa.

A mis Padres y Hermano

A mi Patria Uruguay

A G R A D E C I M I E N T O S

Al CIMMYT como institución por todas las facilidades brindadas para la realización de este trabajo y al CIMMYT como equipo de personas siempre dispuestas a colaborar.

A todos los Profesores de la UNAM que participaron en mi formación científica.

Al Dr. Jon Michael Prescott por su ayuda en la dirección y corrección del trabajo, así como por su amistad y apoyo en forma constante.

Al Dr. Ernesto Moreno Martínez por su ayuda en la co-dirección del trabajo.

A la Dra. Lucy Gilchrist Saavedra por la ayuda brindada, constante apoyo y hermosa amistad.

Al Dr. José Crossa Hiriart por su inmensa ayuda, desinteresada y constante, durante todas las etapas del trabajo y por brindarme su amistad.

Al M.C. Juan Manuel Rosas por su ayuda y amistad, así como por la lectura del manuscrito.

Al M. Sc. Carlos González por su ayuda en los análisis estadísticos.

A los Dres. Miguel Ulloa Sosa, Gregorio Martínez Valdéz, Pedro Brajcich Gallegos y Maximino Alcalá de Stefano por su ayuda en la lectura crítica del manuscrito.

A la Sra. Ma. Dolores Mir por su excelente labor mecanográfica, amistad y paciencia.

A todos aquellos que de alguna forma u otra colaboraron en la realización de este trabajo.

JURADO

DR. MIGUEL ULLOA SÓSA
DR. ERNESTO MORENO MARTINEZ
M. EN C. GENOVEVA GARCIA AGUIRRE
M. EN C. JORGE RAMIREZ GONZALEZ
DR. JON MICHAEL PRESCOTT
M. EN C. CRISTINA MORETTI LAUR (SUPLENTE)
M. EN C. LILIA SALOME MANDUJANO WILD (SUPLENTE)

CONTENIDO

	Pág.
INDICE DE FIGURAS Y CUADROS	i
RESUMEN	v
I. INTRODUCCION	1
Objetivos	3
II. REVISION DE LITERATURA	5
2.1. Investigaciones realizadas en patología de semillas	5
2.1.1. A nivel mundial	5
2.1.2. A nivel nacional	8
2.2. Descripción de la micoflora presente en las semillas de trigo	8
2.3. Pruebas de sanidad	17
2.3.1. Crecimiento en PDA	19
2.3.2. Crecimiento en papel absorbente	20
2.4. Tratamientos químicos a la semilla	22
2.5. Pruebas de germinación	25
2.6. Determinación del contenido de humedad	27
2.7. Determinación del peso de 1000 granos	29
III. MATERIALES Y METODOS	30
3.1. Pruebas de sanidad	31
3.1.1. Prueba en cajas de Petri con PDA	31
3.1.2. Prueba en papel absorbente	32
3.2. Pruebas de germinación	33
3.3. Contenido de humedad	34
3.4. Peso de 1000 granos	35
IV. RESULTADOS Y DISCUSION	36
4.1. Descripción de los hongos hallados en el presente trabajo	36
4.2. Pruebas de sanidad	66
4.3. Tratamientos químicos a las semillas	74
4.3.1. Efectividad de los tratamientos químicos para eliminar la micoflora de las semillas	74
4.3.2. Efecto de los tratamientos químicos en la germinación de las semillas	90
4.4. Pruebas de germinación	93
4.5. Contenido de humedad	96
4.6. Peso de 1000 granos	97
V. CONCLUSIONES Y SUGERENCIAS	99
VI. LITERATURA CITADA	102
VII. APENDICE	109

INDICE DE FIGURAS Y CUADROS

FIGURA		Pág.
1	Cultivo puro de <u>Fusarium equiseti</u>	55
2	Macroconidios de <u>Fusarium equiseti</u>	55
3	Cultivo puro de <u>Fusarium graminearum</u>	55
4	Conidióforo y macroconidios de <u>Fusarium graminearum</u>	55
5	Cultivo puro de <u>Fusarium moniliforme</u>	55
6	Conidios en cadena de <u>Fusarium moniliforme</u>	55
7	Cultivo puro de <u>Fusarium oxysporum</u>	56
8	Conidióforos, macro y microconidios de <u>Fusarium oxysporum</u>	56
9	Cultivo puro de <u>Helminthosporium cynodontis</u>	56
10	Conidios de <u>Helminthosporium cynodontis</u>	56
11	Germinación bipolar de un conidio de <u>Helminthosporium cynodontis</u>	56
12	Cultivo puro de <u>Helminthosporium sativum</u>	57
13	Conidios de <u>Helminthosporium sativum</u>	57
14	Cultivo puro de <u>Helminthosporium spiciferum</u>	57
15	Conidios de <u>Helminthosporium spiciferum</u>	57
16	Colonia de <u>Alternaria</u> sp.	58
17	Conidios de <u>Alternaria</u> sp.	58
18	Conidios de otra <u>Alternaria</u> sp.	58
19	Cultivo puro de <u>Neovossia indica</u>	58
20	Teliosporas y células estériles de <u>Neovossia indica</u>	58
21	Colonia de <u>Ascochyta</u> sp.	59
22	Picnidios de <u>Ascochyta</u> sp.	59
23	Colonia de <u>Phoma</u> sp.	59
24	Picnidios de <u>Phoma</u> sp.	59
25	Cultivo puro de <u>Cladosporium herbarum</u>	59
26	Tipos de conidios de <u>Cladosporium herbarum</u>	59

27	Cultivo puro de <u>Curvularia lunata</u>	60
28	Conidióforos y conidios de <u>Curvularia lunata</u>	60
29	Colonia de <u>Nigrospora</u> sp.	60
30	Conidios de <u>Nigrospora</u> sp.	60
31	Colonia de <u>Ulocladium</u> sp.	60
32	Conidióforos y conidios de <u>Ulocladium</u> sp.	60
33	Cultivo puro de <u>Botrytis cinerea</u>	61
34	Conidióforo y conidios de <u>Botritis cinerea</u>	61
35	Colonia de <u>Aspergillus</u> sp.	61
36	Conidióforo de <u>Aspergillus</u> sp.	61
37	Colonia de <u>Penicillium</u> sp.	61
38	Conidióforos de <u>Penicillium</u> sp.	61
39	Cultivo puro de <u>Epicoccum purpurascens</u>	62
40	Conidios de <u>Epicoccum purpurascens</u>	62
41	Cultivo puro de <u>Absidia corymbifera</u>	62
42	Esporangióforos de <u>Absidia corymbifera</u>	62
43	Cultivo puro de <u>Memmoniella echinata</u>	62
44	Conidióforos de <u>Memmoniella echinata</u>	62
45	Colonia de <u>Rhizopus</u> sp.	63
46	Esporangios de <u>Rhizopus</u> sp.	63
47	Otro tipo de colonia de <u>Rhizopus</u> sp.	63
48	Esporangióforo de <u>Rhizopus</u> sp.	63
49	Colonia de <u>Stigmella</u> sp.	63
50	Conidióforos y conidios de <u>Stigmella</u> sp.	63
51	Colonia de <u>Chaetophoma</u> sp.	64
52	Picnidios de <u>Chaetophoma</u> sp.	64
53	Colonia de <u>Stagonospora</u> sp.	64
54	Picnidio de <u>Stagonospora</u> sp.	64
55	Conidióforos de <u>Gonatobotrys simplex</u>	65
56	Cultivo puro de <u>Trichoderma viride</u>	65
57	Conidióforos y conidos de <u>Trichoderma viride</u>	66
58	Porcentaje de <u>Alternaria</u> spp. (H2), <u>Cladosporium herbarum</u> (H6) y <u>Epicoccum purpurascens</u> (H9) en semilla no tratada, en PDA, para cada variedad en las dos localidades	72

59	Porcentaje de <u>Alternaria</u> spp. (H2), <u>C. herbarum</u> (H6) y <u>E. purpurascens</u> (H9) en semilla no tratada, en papel absorbente, para cada variedad en las dos localidades	73
60	Porcentaje de <u>Alternaria</u> spp. (H2), <u>C. herbarum</u> (H6) y <u>E. purpurascens</u> (H9) en semilla no tratada con desinfección superficial, en PDA, para cada variedad de las dos localidades	78
61	Porcentaje de <u>Alternaria</u> spp. (H2), <u>C. herbarum</u> (H6) y <u>E. purpurascens</u> (H9) en semilla no tratada con desinfección superficial, en papel absorbente, para cada variedad de las dos localidades	79
62	Porcentaje de <u>Alternaria</u> spp. (H2), <u>C. herbarum</u> (H6) y <u>E. purpurascens</u> (H9) en semilla tratada con Thiram, en PDA, para cada variedad de las dos localidades	80
63	Porcentaje de <u>Alternaria</u> spp. (H2), <u>C. herbarum</u> (H6) y <u>E. purpurascens</u> (H9) en semilla tratada con Thiram, en papel absorbente, para cada variedad de las dos localidades	81
64	Porcentaje de <u>Alternaria</u> spp. (H2), <u>C. herbarum</u> (H6) y <u>E. purpurascens</u> (H9) en semilla tratada con Terrazan, en PDA, para cada variedad de las dos localidades	82
65	Porcentaje de <u>Alternaria</u> spp. (H2), <u>C. herbarum</u> (H6) y <u>E. purpurascens</u> (H9) en semilla tratada con Terrazan, en papel absorbente, para cada variedad de las dos localidades	83
66	Porcentaje de <u>Alternaria</u> spp. (H2), <u>C. herbarum</u> (H6) y <u>E. purpurascens</u> (H9) en semilla tratada con Baytan, en PDA, para cada variedad de las dos localidades	84
67	Porcentaje de <u>Alternaria</u> spp. (H2), <u>C. herbarum</u> (H6) y <u>E. purpurascens</u> (H9) en semilla tratada con Baytan, en papel absorbente, para cada variedad de las dos localidades	85
68	Porcentaje de <u>Alternaria</u> spp. (H2), <u>C. herbarum</u> (H6) y <u>E. purpurascens</u> (H9) en semilla tratada con la mezcla de fungicidas, en PDA, para cada variedad de las dos localidades	86

69	Porcentaje de <u>Alternaria</u> spp. (H2), <u>C. herbarum</u> (H6) y <u>E. purpurascens</u> (H9) en semilla tratada con la mezcla de fungicidas, en papel absorbente, para cada variedad de las dos localidades	87
70	Porcentaje de germinación de las 10 variedades procedentes del CIANO, para cada uno de los tratamientos	94
71	Porcentaje de germinación de las 10 variedades procedentes de El Batán, para cada uno de los tratamientos	95

CUADRO

1	Porcentaje promedio de semillas invadidas por hongos y bacterias, y de semillas sanas de trigo, en PDA para los 6 tratamientos, en el CIANO (L1) y El Batán (L2)	70
2	Porcentaje promedio de semillas invadidas por hongos y bacterias, y de semillas sanas de trigo, en papel absorbente para los 6 tratamientos, en el CIANO (L1) y El Batán (L2)	71
3	Análisis de varianza de <u>Alternaria</u> spp.	89
4	Análisis de varianza para las semillas germinadas normales	92
5	Porcentaje de humedad (en base húmeda) de las semillas de las 10 variedades de trigo para las dos localidades (CIANO, Sonora y El Batán, México)	96
6	Peso de 1000 granos (en gramos) para las 10 variedades de trigo en las 2 localidades	97

RESUMEN

Uno de los factores que afectan la producción de los cultivos es la presencia de organismos que causan enfermedades, los cuales pueden presentarse dentro o fuera de la semilla. Es por ésto que las semillas juegan un papel primordial en la sanidad de los cultivos, ya que a través de ellas pueden transmitirse enfermedades que afectando procesos biofisiológicos limitan considerablemente la potencialidad de producción de granos y forrajes.

Dada la gran importancia del cultivo de trigo en su contribución global a la producción de alimentos y debido a la escasa información existente en México relacionada a patógenos transmitidos por semillas en cereales, el presente trabajo se realizó con los siguientes objetivos: a) identificar la micoflora presente en semillas de 10 variedades comerciales de trigo harinero (Triticum aestivum) procedentes de dos regiones de México; b) evaluar la efectividad de tres productos químicos, solos y mezclados, y del hipoclorito de sodio para eliminar dicha micoflora, y c) evaluar la calidad de las 10 variedades procedentes de esas dos localidades, en relación a pruebas de sanidad, germinación, contenido de humedad y peso de 1000 granos.

Las líneas avanzadas y variedades comerciales de semillas de trigo utilizadas fueron: Agatha/6* Yecora, Bobwhite"S", Glennson 81, KEA"S", LIRA"S", MYNA"S", Parula"S", SARA 82, SERI 82 y URES 81. De cada una de ellas se utilizaron dos lotes, uno procedente del CIANO (Estado de Sonora) y el otro de El Batán (Estado de México).

Los tratamientos aplicados a la semilla fueron: testigo (semilla no tratada), semilla desinfectada superficialmente con hipoclorito de sodio al 1%, semilla tratada con Tetrametil-thiuram disulfito (TTD o Thiram), semilla tratada con Pentacloro-nitrobenzeno (PCNB o Terrazan), semilla tratada con Triadimenol (Baytan) y semilla tratada con la mezcla de los tres fungicidas anteriores.

Tanto las pruebas para determinar el estado sanitario de la semilla: cajas de Petri con PDA y papel absorbente, así como las pruebas de germinación, contenido de humedad y peso de 1000 granos se efectuaron de acuerdo a las recomendaciones de la ISTA.

Se lograron aislar e identificar 12 géneros y 16 especies de hongos (algunos géneros presentaron más de una especie). Las semillas procedentes de El Batán mostraron un mayor número de especies de hongos.

Dado el alto porcentaje de semillas infectadas con el género Alternaria es recomendable determinar la magnitud del daño causado por este hongo en las variedades de trigo utilizadas en México.

Aunque el crecimiento en PDA mostró ser más sensible, las dos pruebas de sanidad utilizadas resultaron adecuadas para detectar a la mayoría de los hongos presentes en las semillas. Sin embargo, para el hongo Neovossia indica, ninguna de las dos pruebas de sanidad utilizadas resultaron apropiadas para su detección, por lo que sería conveniente realizar estudios tendientes a encontrar una prueba de sanidad adecuada.

En todos los lotes de semillas analizados se presentaron bacterias, por tanto, sería importante identificarlas para evaluar su importancia patógena en el cultivo.

El tratamiento químico más efectivo fue la mezcla de fungicidas, seguida por el Thiram, en tanto que el Terrazan y el Baytan no fueron efectivos. Los porcentajes de semillas infectadas en el tratamiento con Baytan fueron similares a aquellos observados en semilla no tratada, por lo que no se justificaría su empleo, ni aplicado solo ni como componente de la mezcla. Si bien la mezcla fue más efectiva que el Thiram en la eliminación de la micoflora presente en la semilla, dicha diferencia no justificaría el costo económico de su aplicación.

Bajo las condiciones en que se realizaron las pruebas de germinación, ninguno de los fungicidas aplicados solos o en la mezcla afectaron en forma importante la germinación de las semillas.

I. INTRODUCCION

El cultivo del trigo (Triticum aestivum) es de vital importancia ya que contribuye en gran medida a la producción mundial de alimentos. En 1984, la superficie cosechada de trigo a nivel mundial fue de 231,869,000 ha, con un rendimiento promedio de 2,250 kg/ha y una producción global de 521,682,000 ton. Ese mismo año, en México, la superficie cosechada fue de 1,089,000 ha, con un rendimiento promedio de 3,912 kg/ha y una producción de 4,262,000 ton (Anónimo, 1985).

A nivel nacional, en 1983, el estado de Sonora contribuyó con la mayor superficie cosechada, que fue de 292,630 ha de riego, con un rendimiento promedio de 4,889 kg/ha y una producción total de 1,430,690 ton. Para el estado de México, la superficie cosechada de trigo fue de 13,420 ha, de las cuales 11,903 fueron de temporal y 1,517 de riego; el rendimiento promedio fue de 2,811 kg/ha y, por tanto, la producción ascendió a 37,727 ton (Anónimo, 1983).

Uno de los factores limitantes que afectan la producción de trigo es la presencia de organismos que causan enfermedades. Estas pueden presentarse en la semilla, dentro o fuera, o en cualquier etapa del desarrollo del cultivo.

En los E.U.A., Heald (1918) (citado por Neergaard, 1977) señala que, en ese año, se registraron infecciones del 87% en campos

individuales, debidas a dos patógenos transmitidos por semillas, Tilletia caries y T. foetida (carbones del trigo). Los mismos hongos provocaron pérdidas muy importantes en otros lugares; así, en Dinamarca, Gram y Rostrup (1922) (citados por Neergaard, 1977) señalan pérdidas de más del 79%, y en Yugoslavia se registraron pérdidas del 70-90% para 1949-1953 (Vukcevic, 1954; citado por Neergaard, 1977).

En el noroeste de la India, entre 1967 y 1971, las pérdidas debidas al carbón volador fueron de más del 40%; esta enfermedad es causada por otra especie de hongo transmitido por semilla, Ustilago tritici (Joshi et al., 1973). Pérdidas considerables, de hasta el 25%, fueron registradas en Iowa (E.U.A.) en 1919, debidas a la roña causada por Fusarium graminearum en trigo y maíz (Chester, 1950; citado por Neergaard, 1977).

En años más recientes, el tizón de la hoja causado por Alternaria triticina, ha provocado daños serios en el cultivo de trigo en la India, principalmente en las zonas este y centro (Prasada y Prabhu, 1962). En experimentos de campo, Chenulu et al. (1970) (citados por Neergaard, 1977) establecieron pérdidas del 36 al 93%, dependiendo del estado de crecimiento en el que se realizó la inoculación.

Torres (citado por Neergaard, 1977) reportó pérdidas del 50%, en promedio, en la producción triguera de Paraguay, debido al efecto combinado de dos patógenos transmitidos por semilla (Helminthosporium sorokinianum y Septoria nodorum).

Los antecedentes señalados indican pérdidas severas en la producción, aunque en muchos casos infecciones de la semilla (como inóculo primario) de menor magnitud pueden traducirse en graves pérdidas cuantitativas y cualitativas durante el desarrollo del cultivo. En casos de infecciones severas, la calidad de las semillas puede deteriorarse de tal forma que, en algunos casos, no puede ser aprovechada ni siquiera para consumo animal, debido a la producción de micotoxinas y a cambios en la naturaleza química de las mismas (Mishra y Kanaujia, 1973).

El carbón parcial (Neovossia indica = Tilletia indica) es una enfermedad del grano de trigo que afecta las características del producto obtenido para consumo humano. Si bien el carbón parcial no afecta el contenido de proteínas y aminoácidos, influye en las características organolépticas, como sabor, olor y color, si está presente a porcentajes mayores al 3% (Sekhon et al., 1981).

En este trabajo se hace referencia especial a los hongos saprobios o patógenos que respectivamente contaminan o infectan la semilla de trigo.

En general, en México, no hay investigaciones realizadas con respecto a patógenos transmitidos por semillas en cereales, por lo que la presente tesis tiene los siguientes objetivos:

a) Identificar la micoflora presente en semillas de 10 variedades comerciales de trigo harinero (Triticum aestivum) procedentes tanto del CIANO (Centro de Investigaciones Agrícolas del Noroeste, SARH) en el

estado de Sonora como de El Batán, sede del CIMMYT (Centro Internacional de Mejoramiento de Maíz y Trigo) en el estado de México.

b) Evaluar la efectividad del Tetrametil-thiuram disulfito (TTD o Thiram), del Pentacloro-nitrobenceno (PCNB o Terrazan) y del Triadimenol (Baytan), solos o mezclados y del hipoclorito de sodio para eliminar dicha micoflora.

c) Evaluar la calidad de las 10 variedades procedentes de las dos localidades mencionadas, en relación a pruebas de sanidad, germinación, contenido de humedad y peso de 1000 granos.

II. REVISION DE LITERATURA

2.1. Investigaciones realizadas en patología de semillas.

2.1.1. A nivel mundial.

La calidad sanitaria de las semillas juega un papel primordial en la sanidad de los cultivos, ya que a través de ellas se transmiten enfermedades importantes que causan bajas considerables en los rendimientos. Debido a ello, existen numerosos trabajos que se ocupan de las enfermedades transmitidas por semillas en muchos cultivos.

Por ejemplo en la India, y quizás debido a que es el cuarto productor mundial de oleaginosas, se han realizado estudios tendientes a encontrar los microorganismos asociados con la transmisión de enfermedades por semillas. En lino (Linum usitatissimum), se citan como hongos transmitidos por semillas a Fusarium lini, Rhizoctonia bataticola, Aspergillus niger (Kadian y Suryanarayana, 1971) y Alternaria alternata (Kumar et al., 1985). También en este país, se colectaron muestras de semillas de 7 especies de oleaginosas diferentes y se procedió a su análisis; de ellas se identificaron 29 especies fúngicas diferentes (Mishra y Kanaujia, 1973).

Vaidehi y Ramarao (1972) realizaron un estudio en semillas de tres variedades de arroz en India y encontraron como hongos más importantes a

Curvularia, Helminthosporium, Fusarium, Nigrospora, Trichoconis, Alternaria y Cladosporium.

En Nigeria, Imolehin (1983) realizó un estudio en semillas de variedades de arroz de tierras altas y bajas y encontró que el hongo más abundante fue Helminthosporium oryzae, tanto para las variedades de tierras altas como bajas, seguido por Fusarium moniliforme, Aspergillus sp. y Rhizopus arrhizus en las de tierras altas, y R. arrhizus, para las de tierras bajas; F. moniliforme, Penicillium sp. y Aspergillus sp. fueron aislados en frecuencias muy bajas en las variedades de tierras bajas. También se aislaron, aunque bastante infrecuentemente, Geotrichum sp., Alternaria sp. y Curvularia lunata.

En sorgo (Sorghum bicolor) también se ha trabajado con el objeto de detectar los hongos más importantes transmitidos por la semilla. Así, en condiciones de trópico húmedo en Mayaguez, Puerto Rico, se encontró que los hongos más comunes transmitidos por semillas fueron Fusarium moniliforme, Curvularia lunata y Alternaria sp. (Hepperly et al., 1982).

En Illinois (E.U.A.), se determinó la presencia de hongos asociados a semillas de soya (Glycine max) en lotes procedentes del norte y sur de ese estado. En este trabajo, se observó que el número de semillas infectadas por Aspergillus spp., Chaetomium spp. y Phomopsis spp. fue más alto en las parcelas del norte, en tanto que el número de semillas infectadas por Alternaria spp., Cercospora kikuchii, Cladosporium spp., Colletotrichum spp., Fusarium spp., Macrophomina phaseolina, Nematospora coryli, Penicillium spp. y Phoma spp. fue mayor en las parcelas del sur

(Jordan et al., 1986).

Existen otros trabajos en diferentes cultivos, donde se realizaron estudios de micoflora transmitida por semilla. Se citan estudios en semillas de triticale (Sinha et al., 1984; Thapliyal et al., 1984); en semillas de zanahoria (Strandberg, 1984); de cártamo (Kumar et al., 1984); de girasol (Agarwal y Singh, 1974a); de yute (Agarwal y Singh 1974b); de remolacha azucarera (Agarwal y Singh, 1973); de chile (Rout y Rath, 1972; Deena y Basuchaudhary, 1984), y de mijo (Randhawa y Aulakh, 1984; Yadav y Singh, 1984), entre muchos otros.

Con respecto a la micoflora presente en las semillas de trigo, Neergaard (1969) señala como patógenos importantes transmitidos por semilla, en Africa, a varias especies de hongos que causan carbones, a Septoria nodorum y a algunas especies de Helminthosporium.

En la India se han encontrado a Alternaria triticina (Prasada y Prabhu, 1962; Bhowmik, 1969; Neergaard, 1970; Abou-Heilah, 1984); Aspergillus sp., Chaetomium sp., Penicillium sp., Rhizopus stolonifer y Ulocladium atrum (Abou-Heilah, 1984)); también fueron detectados Helminthosporium sp. (Bhowmik, 1969; Abou-Heilah, 1984); Helminthosporium avenaceum y H. tetramera (Agarwal et al., 1972); Helminthosporium sorokinianum (Bhowmik, 1969); H. sativum (Mukewar et al., 1973); Curvularia lunata, C. pallescens, Epicoccum purpurascens, Fusarium semitectum, Nigrospora oryzae y Phoma indianensis (Agarwal et al., 1972); Fusarium equiseti y Phoma sp. (Agarwal et al., 1972; Abou-Heilah, 1984); Septoria nodorum, Tilletia caries, T. foetida y Urocystis

tritici (Neergaard, 1970).

En 1974, al realizarse una inspección de 81 muestras de semillas de 21 cultivos importantes en Pakistán, se detectaron nuevos organismos transmitidos por la semilla. En el caso del trigo se encontraron a Helminthosporium rostratum, H. tetramera, Fusarium graminearum y F. moniliforme (Jamil Khan et al., 1974).

En Marruecos, Besri (1983) encontró que las especies Tilletia foetida, T. caries y Ustilago tritici, parecen ser los patógenos más importantes transmitidos por semilla en ese país, en tanto que Septoria nodorum, si bien ha sido reportado, no es demasiado abundante.

2.1.2. A nivel nacional.

En el caso de México, no fue posible encontrar trabajos relacionados con micoflora en semilla de trigo; sin embargo se han identificado hongos presentes en la semilla de arroz y se ha estudiado el control de los mismos con fungicidas (Mirafuentes, 1979).

2.2. Descripción de la micoflora presente en las semillas de trigo.

El trigo es afectado por gran cantidad de hongos patógenos que son transmitidos por la semilla, dentro de los que destacan por los daños ocasionados diferentes especies de los géneros Fusarium, Helminthosporium y Alternaria.

El género Fusarium comprende un gran número de especies, entre las que se citan a F. equiseti, F. graminearum y F. moniliforme como transmitidas por semillas (Richardson, 1979; Agarwal et al., 1972; Abou-Heilah., 1984).

F. equiseti es común en áreas templadas, cálidas y subtropicales del mundo y ha sido aislado de una gran cantidad de especies vegetales, entre ellas trigo, donde causa pudrición de cuello y raíces (Booth, 1971). Si bien no es considerado un patógeno serio en cereales, se ha presentado en forma bastante frecuente en la Meseta Central de México, donde se observan densas masas de conidios de color rosado en las espigas de los cultivos atacados (Zillinsky, 1984).

Booth (1971) señala que F. graminearum es una especie típica de cereales y otras gramíneas, en los que produce marchitamiento pre y post-emergente de plántulas, pudrición de raíz, pie y corona, y roña de la espiga; esta última enfermedad es muy seria en las áreas trigueras húmedas del mundo. Esta especie es transmisible por semilla y por el suelo (Cook, 1968). Las pérdidas son causadas por reducción del rendimiento como consecuencia de la baja calidad del grano, marchitamiento de plántulas, granos infectados usados como semilla y toxicidad de dichos granos para el hombre y otros animales (Booth, 1971).

La especie F. moniliforme también ha sido aislada de semilla de trigo (Richardson, 1979). Está ampliamente distribuida en zonas húmedas y subhúmedas templadas, extendiéndose también a zonas tropicales y subtropicales a través del mundo; se presenta principalmente como

patógeno de gramíneas, pero también sobre una gama muy amplia de otras hospederas, ya que ataca alrededor de 30 familias botánicas, donde causa marchitamiento de plántulas, pudrición de raíz e hipertrofia (Booth, 1971).

Debido a la amplia gama de especies vegetales sobre las que se presenta, F. oxysporum es, sin duda, la especie más importante del género, desde el punto de vista económico; este hongo está ampliamente distribuido por todo el mundo y se le encuentra como saprobio del suelo y como patógeno serio que causa marchitamientos en diferentes cultivos, aunque no es patógeno del trigo. Las razas patógenas junto con las saprobias tienen la capacidad de sobrevivir por largos períodos de tiempo en el suelo, con el inconveniente de que los sistemas de rotación de cultivos no son una medida efectiva de control (Booth, 1971).

Muchas especies del género Helminthosporium son transmitidas por semillas, entre ellas H. cynodontis, H. sativum y H. spiciferum (Richardson, 1979).

Chidambaram et al. (1973) señalan que H. cynodontis es cosmopolita y se presenta sobre muchos pastos, especialmente pasto Bermuda (Cynodon dactylon) donde causa lesiones pardas oscuras, marchitamiento y manchado de hojas. Los mismos investigadores encontraron a esta especie en semillas de Agropyron elongatum, Ammi majus, Hordeum vulgare, Lycopersicon esculentum y Triticum aestivum.

Ellis (1971) señala que H. sativum es cosmopolita y muy común sobre

pastos, incluyendo cereales como cebada, triticale y trigo. Esta especie se presenta en áreas subtropicales más que ningún otro patógeno, donde causa manchas foliares elongadas pardas oscuras, pudrición de raíz y corona, destrucción de nudos (nudo negro), y tizón de la espiga y de plántulas (Andersen, 1952); también posee la capacidad de sobrevivir como saprobio en tejido vegetal muerto (Zillinsky, 1984).

La especie H. spiciferum también es cosmopolita, aunque más abundante en países tropicales y subtropicales; de este hongo se han realizado más de 150 aislamientos procedentes de 77 especies vegetales diferentes, así como del aire y del suelo (Ellis, 1971). La influencia de H. spiciferum sobre la producción de cereales es mínima, aunque ocasionalmente se presenta en trigo, arroz y otros cereales, y se considera como un patógeno serio en ciertos pastos. En trigo es un patógeno débil que causa pudrición de raíz, pero también manchas foliares tanto en harineros como en cristalinos (en el norte de la India y Pakistán), y en cebada (en México) (Zillinsky, 1984). Este mismo autor describe las manchas foliares provocadas por este hongo como opacas, de color café grisáceo y extendiéndose irregularmente a lo largo y ancho de las hojas.

Alternaria también es un género con especies saprobias y patógenas bastante frecuente en semillas de trigo; las saprobias se pueden encontrar sobre toda clase de plantas y sobre otros sustratos, como productos alimenticios, suelo, textiles (Ellis, 1971) y restos orgánicos, y también como invasor secundario de plantas superiores (Barron, 1968). Con respecto a las patógenas, hay una especie

restringida al trigo, A. triticina, que causa severos marchitamientos en hojas y glumas, principalmente en trigos duros (Prasada y Prabhu, 1962; Ellis, 1976). Otra especie, A. tenuis, junto con Helminthosporium sativum, es citada como causante de punta negra en la semilla (Dharam Vir et al., 1968; Adlakha y Joshi, 1973), aunque también se cita a A. triticina como aislada de semilla con punta negra (Kulkarni y Hegde, 1980).

Otra especie de hongo importante que es transmitido por la semilla es Neovossia indica (o Tilletia indica) (Noble y Richardson, 1968), que causa la enfermedad llamada carbón parcial, principalmente en semillas de trigos harineros (Mitra, 1931), aunque también son infectados en menor grado trigos duros y triticales (Agarwal et al., 1977). No todas las espigas de una planta son infectadas, y dentro de una espiga sólo unas pocas florecillas se presentan con carbón (Bedi et al., 1949; Pal, 1966). Las plantas infectadas generalmente muestran una reducción en el largo de las espigas y en el número de florecillas producidas (Mitra, 1937; Joshi et al., 1980). Los granos infectados están distribuidos irregularmente en la espiga; algunos pueden estar completamente infectados, pero la mayoría lo están parcialmente (Gill et al., 1981). Inmediatamente después de ser cosechados, despiden un olor pestilente similar a pescado en descomposición, debido a la producción de trimetilamina (Joshi et al., 1980).

Diversas especies del género Ascochyta son transmitidas por semillas (Richardson, 1979). Se han descrito alrededor de 500 especies en este género, aunque muchas de ellas podrían corresponder a sinónimos

(Neergaard, 1977). Una gran cantidad de especies son capaces de causar manchas foliares, con frecuencia en climas templados, y aunque esta enfermedad no afecta mayormente el rendimiento, está ampliamente distribuida. Dichas manchas se producen en las hojas inferiores del trigo, de la avena, del triticale, de la cebada y de numerosos pastos; al principio son cloróticas, ovales o circulares y más tarde coalescen hasta formar manchas difusas de color café claro o grisáceo; pueden aparecer en asociación con otros hongos que también causan manchas en hojas (Zillinsky, 1984).

Las especies del género Phoma se encuentran ampliamente distribuidas y usualmente se presentan como patógenas en muchas plantas tanto herbáceas como leñosas; su actividad patógena está restringida a cereales cultivados y pastos (Zillinsky, 1984). Barnett y Hunter (1972) señalan que ciertas especies de Phoma producen manchas principalmente en hojas. La especie Ph. glomerata, luego de períodos prolongados de humedad, produce manchas en hojas de trigo y triticale en México, América Central y América del Sur (Zillinsky, 1984). Muchas de las especies de este género son transmitidas por semilla (Noble y Richardson, 1968).

Un género de hongos saprobios que prevalece sobre semillas de cereales, cuando las condiciones de humedad son altas, es Cladosporium (Richardson, 1979). La especie C. herbarum puede presentarse como saprobio o como patógeno débil; como saprobio se encuentra en restos orgánicos, suelo (Barron, 1968), aire, comestibles, pintura, textiles, etc. (Ellis, 1971), y como patógeno se le cita como causante de punta

negra y moho negro (Richardson, 1979).

También el género Curvularia presenta muchas especies que han sido asociadas con semillas (Noble y Richardson, 1968). La mayoría de las especies de este género son frecuentemente encontradas como parásitos o saprobios de hospederas gramíneas (Barron, 1968). C. lunata ha sido encontrada sobre semilla de trigo (Richardson, 1979); esta especie es cosmopolita y está ampliamente diseminada sobre sustratos muy diferentes (Ellis, 1971).

El género Nigrospora, transmitido por semilla (Noble y Richardson, 1968), se encuentra comúnmente como parásito de cereales y no ha sido aislado del suelo (Barron, 1968). Algunas especies de este género son cosmopolitas y se les encuentra en países tropicales sobre diferentes clases de plantas y, ocasionalmente, también en regiones templadas (Ellis, 1971).

El género Ulocladium se presenta como saprobio sobre plantas herbáceas muertas, papel y otros materiales celulósicos, textiles y madera en estado de putrefacción (Ellis, 1971). Neergaard (1977) menciona 45 especies de plantas en las que la especie U. consortiale fue registrada sobre semilla; diversas especies de Ulocladium también han sido encontradas sobre semillas como saprobias, pero en porcentajes bajos.

La especie Botrytis cinerea, transmitida por semilla en muchos cultivos, no está citada como presente en semillas de trigo (Richardson, 1979). Este hongo está ampliamente distribuido y produce el llamado

"moho gris", que causa daños sobre muchas partes de todo tipo de plantas (más de 140 especies diferentes), incluso sobre muchas de importancia económica (Ellis, 1971).

Todos los hongos descritos revisten mucho interés ya que, en mayor o menor grado, son patógenos. Existen otras categorías de hongos que también están presentes en las semillas; tal es el caso de los hongos desarrollados bajo condiciones de almacenamiento, los saprobios y los hongos que son parásitos de otros hongos.

Christensen (1957) ha clasificado a los hongos presentes en las semillas en dos grupos: los hongos de campo y los hongos que crecen en granos almacenados. Los géneros Aspergillus y Penicillium pertenecen a este último grupo; el primero de ellos puede producir a menudo toxinas (Richardson, 1979), y desde el punto de vista biológico es uno de los hongos que muestra una gran versatilidad fisiológica, ya que se encuentra en toda clase de restos orgánicos (Barron, 1968). El género Penicillium se encuentra comúnmente en el suelo y en una amplia variedad de materiales orgánicos, incluidos granos, productos derivados de cereales y una enorme diversidad de frutos (Barron, 1968). Ambos géneros, Aspergillus y Penicillium, han sido reportados en semilla de trigo (Abou-Heilah, 1984); pero su efecto es sobre la viabilidad de la semilla almacenada y no como transmisores de enfermedad al cultivo en el campo (comunicación personal de E. Moreno, 1986).

Dentro de los hongos saprobios, una especie muy común es Epicoccum purpurascens, que se presenta como contaminante sobre todo tipo de

semillas y material vegetal muerto; es también frecuente en lesiones de manchas foliares causadas por otros hongos o bacterias (Zillinsky, 1984) y también ha sido aislado del aire, animales, comestibles, textiles, etc. (Ellis, 1971).

Otra especie saprobia común es Absidia corymbifera, que es de muy amplia distribución mundial y se le encuentra en aire, suelo, composta y restos vegetales; es patógena del hombre y de otros animales de sangre caliente a los que causa ficomicosis (Lunn, 1977a). Flannigan (1970), citado por Neergaard (1977), detectó en medio con agar porcentajes considerables de A. corymbifera y Aspergillus fumigatus en cebada, avena y trigo, luego de incubar a 37°C.

La especie Memnoniella echinata, también saprobia, es cosmopolita y muy común sobre plantas muertas; ha sido aislada con frecuencia de papel y textiles y, ocasionalmente, de suelo (Ellis, 1971).

Otro género saprobio es Rhizopus, que se presenta en el suelo, sobre frutos y en toda clase de materiales en putrefacción, incluyendo granos almacenados húmedos; es además un contaminante común en los laboratorios (Neergaard, 1977).

Los géneros Stigmella, Chaetophoma y Stagonospora, también son citados como saprobios, aunque no se presentan con mucha frecuencia; Chaetophoma se presenta normalmente sobre material vegetal y Stagonospora puede, además de ser saprobio, ser parásito sobre hojas y tallos (Barnett y Hunter, 1972).

Dentro de los hongos que parasitan otros hongos se puede hacer referencia a dos especies: Gonatobotrys simplex y Trichoderma viride. La primera de ellas se comporta como parásito sobre los géneros Alternaria y Cladosporium (Barnett, 1963; citado por Barron, 1968). Trichoderma viride es un hongo muy ubicuo y lo más relevante es su potencial saprobioico y su antagonismo y parasitismo hacia otros hongos (Barron, 1968).

2.3. Pruebas de sanidad.

Las pruebas de sanidad en muestras de semillas se realizan con el propósito de detectar organismos capaces de causar enfermedad(es) y para determinar semillas con posibles problemas fisiológicos que no les permitan desarrollarse como plantas normales (International Seed Testing Association (ISTA), 1985a).

Existen diferentes tipos de pruebas de sanidad de acuerdo a la precisión que se desee obtener, a la capacitación que se posea y al equipo y material de que se disponga.

Los diferentes métodos o pruebas para analizar el estado sanitario de las semillas se pueden dividir en: examen sin incubación, examen posterior a incubación, examen de plantas en crecimiento y otras técnicas (ISTA, 1976a, 1985a). De acuerdo con ISTA (1985a), el primer tipo de pruebas, donde las semillas no son sometidas a incubación, comprende el examen directo, el de semillas embebidas (en agua u otro líquido) y el examen de organismos eliminados por lavado de las mismas.

El principal inconveniente de este tipo de pruebas, en donde no se realiza incubación, es que no indica la viabilidad del patógeno.

Para las pruebas donde la incubación se lleva a cabo, la ISTA (1976a, 1985a) señala que los medios más utilizados son: papel absorbente, arena u otros sustratos similares, y cajas con agar. Para estas mismas pruebas, el examen puede ser superficial o interno, ya que se puede detectar la presencia del microorganismo causante de la enfermedad o el síntoma que el mismo produce, ambos sobre o dentro de las semillas y las plántulas.

En el método de examen de plantas en crecimiento, la ISTA (1976a, 1985a) indica que pueden sembrarse las semillas de la muestra analizada, o bien, el inóculo que se obtiene de la muestra puede ser utilizado para infectar tanto plántulas como partes de plantas sanas. En algunas ocasiones, estas pruebas resultan ser el procedimiento más preciso para determinar la presencia de microorganismos en una muestra de semillas, aunque presentan el inconveniente de requerir mayor tiempo para su realización.

Entre otras de las técnicas utilizadas para detectar la presencia de microorganismos en semillas, se citan las reacciones serológicas y la formación de placas de fagos (ISTA, 1976a, 1985a), entre otras. Si bien estas técnicas son mucho más sensibles, presentan algunos inconvenientes como requerir equipos más sofisticados, reactivos de uso no muy frecuente y personal más entrenado.

2.3.1. Crecimiento en PDA.

Para cereales, la ISTA (1976b) recomienda el método de cajas con agar y señala que dicho método favorece el crecimiento de diferentes especies de Fusarium y Helminthosporium. Neergaard (1973, 1977) establece que los medios más comúnmente utilizados para esta prueba son extracto de malta agar y papa-dextrosa- agar. Según este mismo autor, el principio del método de crecimiento en cajas con agar es el examen macroscópico de las colonias fúngicas, donde deben tomarse en cuenta las características culturales de los hongos que crecen en cultivo puro sobre distintos medios con agar. Cuando las semillas se siembran en el medio de cultivo, generalmente a partir de una sola semilla crecen diferentes colonias que representan un complejo fúngico, donde unos hongos inhiben a otros y donde sectores de unas colonias son invadidos por otras.

Neergaard (1977) señala que esta prueba es aplicable a aquellas semillas en las que las especies saprobias no impiden el crecimiento de las patógenas y también cuando las principales características culturales de los hongos sólo se expresan en agar nutritivo. Como inconvenientes de esta prueba, este autor señala que los hongos de crecimiento más o menos lento pueden ser suprimidos o enmascarados por otros de crecimiento vigoroso, y además que es un método bastante oneroso debido a la gran cantidad de agar, reactivos y cajas de Petri que se requieren; sin embargo, es más fácil determinar la micoflora presente que en el método del papel absorbente.

La prueba de sanidad en cajas con agar ha sido ampliamente utilizada, tanto en estudios de detección de diferentes microorganismos presentes en semillas, como de transmisión por las mismas y evaluación de productos químicos aplicados a ellas. Así, se citan muchas investigaciones donde ésta fue la prueba usada; tal es el caso de los trabajos realizados por Kadian y Suryanarayana (1971); Singh y Chohan (1973); Srivastava y Gupta (1984) y Kumar et al. (1985).

Abou-Heilah (1984) utilizó esta prueba con medio de cultivo de PDA, para estudiar los hongos transmitidos por semilla de trigo y evaluar la efectividad de ciertos fungicidas aplicados a las mismas, contra dichos hongos. Este medio de cultivo también ha sido utilizado por otros investigadores, entre los que se pueden mencionar a Agarwal et al. (1972) y Jordan et al. (1986). Si bien el medio de PDA es uno de los más usados, también otros pueden usarse tomando en cuenta el tipo de microorganismo a detectar; al respecto, en un trabajo realizado por Vaidehi y Ramarao (1972) en semillas de arroz, el medio empleado fue harina de avena agar. En otro estudio sobre enfermedades que se transmiten por semilla en el cultivo de chile (Capsicum annum), además de haberse usado PDA, se usó extracto de malta agar, que también es de uso muy frecuente (Rout y Rath, 1972).

2.3.2. Crecimiento en papel absorbente.

La prueba de crecimiento en papel absorbente es recomendada por la ISTA (1976b) para ciertas gramíneas, entre ellas Triticum aestivum.

Este método es una combinación entre el procedimiento de cámara húmeda, comúnmente utilizado en fitopatología, y la prueba de germinación, también de uso común en tecnología de semillas; el método utiliza las ventajas de las investigaciones in vitro con las observaciones in vivo (Neergaard, 1973, 1977). Es decir, que este método tiene como principal mérito la observación del hongo in situ, esto es sobre su hospedero, en condiciones de crecimiento natural, no alterado.

Este autor también señala que la esencia del método es la identificación rápida de las características de los hongos, ya que provee condiciones excelentes para que se expresen características tales como forma, longitud y colocación de los conidióforos; forma, tamaño, color y septación de los conidios, así como arreglo de los conidios sobre los conidióforos y apariencia de la colonia. El método tiene las ventajas de proporcionar condiciones favorables para el crecimiento micelial de algunos hongos, para la esporulación de muchos otros y para la expresión de síntomas en plántulas, pero presenta las limitaciones de que los hongos que no producen micelio o los que no esporulan profusamente, son rápidamente enmascarados por hongos más vigorosos.

Los géneros más frecuentemente encontrados en semillas de diversos cultivos cuando se utiliza este método, son: Alternaria, Ascochyta, Botrytis, Cladosporium, Curvularia, Helminthosporium, Fusarium, Phoma y Stemphylium (Neergaard, 1977). La ISTA (1976b) indica que favorece particularmente el desarrollo de Septoria nodorum, Fusarium nivale, F. graminearum y Helminthosporium sorokinianum.

Este método no favorece la aparición de bacterias patógenas (Neergaard, 1977), lo cual constituye una ventaja cuando únicamente se desea detectar hongos, pero favorece el desarrollo de saprobios que con frecuencia dificultan el registro de los hongos parásitos, debido a que crecen más rápido. En este sentido, se señalan como contaminantes más frecuentes a Alternaria tenuis, Penicillium expansum y diferentes especies de Rhizopus y Aspergillus (Neergaard, 1977).

No obstante todas las limitaciones mencionadas, el método del papel absorbente es sumamente útil para pruebas rutinarias de sanidad de semillas y, en contraste con el método anterior, ofrece la ventaja de ser económico y práctico, ya que no requiere materiales, reactivos y equipos costosos.

Al igual que la prueba anterior, la prueba en papel absorbente ha sido frecuentemente utilizada (Mead et al., 1950; Dharam Vir et al., 1968; Mukewar et al., 1973; Agarwal y Singh, 1973, 1974 a y b; Imolehin, 1983; Kumar et al., 1984; Pal, 1984; Shrotri et al., 1985).

2.4. Tratamientos químicos a la semilla.

Al establecer un cultivo, resulta primordial la utilización de semilla libre de patógenos como forma de eliminar el inóculo primario. Sin embargo, muy pocas veces se tiene la completa seguridad de estar utilizando semilla sana, debido a que muchos hongos no son fácilmente detectables por apreciación visual. Una forma de solucionar este problema es tratar a las semillas en forma preventiva con fungicidas.

Muchos trabajos han sido orientados en este sentido, como los de Hoffmann y Waldher (1981), quienes probaron 51 formulaciones químicas diferentes como tratamientos a las semillas, durante un período de 10 años (1969-1978) para controlar el carbón común del trigo (T. caries y T. foetida) transmitido por semilla y suelo. Entre los productos utilizados se encuentran: Thiram (o Tetrametil-thiuram disulfito), Terrazan (o PCNB o Pentacloro-nitrobenzeno) y Baytan (o Triadimenol) en diferentes formulaciones y dosis; el Baytan resultó muy efectivo para controlar tanto el carbón transmitido por semilla como por suelo; el Terrazan también logró un adecuado control de ambos, en tanto que el Thiram no logró controlar a ninguno de los dos.

Willis (1983) realizó un resumen de las investigaciones sobre tratamientos de las semillas publicadas en el Volumen 37 de Fungicide and Nematicide Tests. Se señala que el Thiram controló muy efectivamente las pudriciones de semillas y los tizones de plántulas; el Terrazan dio un control excelente de los carbones, y el Baytan resultó uno de los fungicidas más promisorios para tratar semilla de trigo contra enfermedades de plántulas, carbones, carbón volador y aun para pudriciones de raíz.

En un trabajo realizado por Agarwal et al. (1972), el Thiram fue uno de los fungicidas utilizados para controlar la micoflora presente en semilla de trigo y otros cultivos. Los hongos detectados fueron: Alternaria tenuis, Curvularia lunata, Fusarium semitectum y Phoma spp.. Si bien el Thiram no los controló completamente, el porcentaje de

incidencia de los mismos se redujo en forma considerable.

Pederson (1983), en Dakota del Norte y trabajando en dos localidades, trató semillas de trigo harinero duro rojo de primavera con distintos productos químicos, a varias dosis, para controlar el tizón de las plántulas y la pudrición de las semillas (Fusarium, Pythium y Helminthosporium spp.). Dos de los productos utilizados para tratar las semillas fueron Terrazan y Baytan; si bien ningún tratamiento incrementó significativamente la emergencia, ambos productos presentaron un número igual o algo mayor de plántulas emergidas con respecto al testigo, en ambas localidades.

Smith et al. (1979), en Uruguay, trataron semillas de 2 cultivares de trigo de primavera producidos en 1977, año de epidemia de roña, con diferentes fungicidas. Realizaron pruebas sanitarias de laboratorio, pruebas de germinación y de comportamiento; los ensayos de laboratorio mostraron que el control de Fusarium sp. fue significativamente mayor con los fungicidas sistémicos que con los de contacto. La combinación de sistémicos-Thiram mejoró el espectro de hongos controlados.

En otro estudio realizado para controlar el carbón de la hoja bandera en trigo, causado por Urocystis agropyri, uno de los productos utilizados fue Baytan, que si bien controló totalmente esta enfermedad, redujo el número de plantas; otro de los productos químicos usados fue Thiram, que también controló completamente el carbón de bandera, con la ventaja de no haber reducido el número de plantas (Line y Waldher, 1983).

Además de los productos mencionados, muchos otros han sido usados para tratar semilla de trigo contra diferentes hongos. Así, en Arabia Saudita, y para eliminar diferentes especies de Alternaria, Aspergillus, Helminthosporium, y también Chaetomium sp., Fusarium equiseti, Rhizopus stolonifer y Ulocladium atrum, se utilizó Benlate, Bavistin, Cupravit y Dithane M-45. El Benlate inhibió el crecimiento de la mayoría de dichos hongos; Bavistin, Cupravit y Dithane M-45 inhibieron totalmente el crecimiento de algunos hongos, pero su comportamiento varió con otras especies. Ninguno de los fungicidas usados en estos experimentos inhibieron el crecimiento de A. alternata y U. atrum (Abou-Heilah, 1984).

Los compuestos orgánico-mercuriales también han sido empleados en tratamientos a semillas de trigo. Bateman (1975) utilizó dos compuestos de este tipo para controlar Septoria nodorum, un patógeno importante transmitido por semilla. Este mismo investigador, en 1976, utilizó también tratamientos orgánico-mercuriales para controlar otro patógeno transmitido por semilla, F. nivale, en trigo y cebada (Bateman, 1976).

Cunfer (1983) señala que de un lote de semillas infectadas con S. nodorum, se sembraron semillas no tratadas y tratadas con Benomyl, presentando éstas últimas un incremento en el rendimiento.

2.5. Pruebas de germinación.

El objetivo de estas pruebas es obtener información respecto al valor de la semilla plantada en el campo y datos que puedan usarse para

comparar el valor de diferentes lotes de semillas. Las pruebas de laboratorio proporcionan una germinación regular, rápida y completa para la mayoría de las muestras de una clase particular de semilla. En estas pruebas, las condiciones controladas se estandarizan para lograr que los resultados sean reproducibles dentro de límites lo más cercanos posible a aquellos determinados por la variación de la muestra elegida aleatoriamente (ISTA, 1976a, 1985a). La infección fúngica puede ser determinante en la germinación de las semillas ya que infecciones severas pueden causar la pérdida total del poder germinativo.

En una prueba de laboratorio, se entiende por germinación la emergencia y desarrollo de una plántula hasta un estado donde el aspecto de sus estructuras esenciales indique si puede o no ser capaz de desarrollarse en una planta normal bajo condiciones favorables en el suelo (ISTA 1985a). En ISTA (1985a y b) se señala que las estructuras esenciales son: el sistema radical, la parte aérea (hipocotilo, epicotilo, mesocotilo y yemas terminales), cotiledón y coleoptilo (este último para el caso de las gramíneas). Estas reglas también indican claramente la constitución de una plántula normal y, con base en ello, se establecen diferentes categorías: plántulas normales y anormales, semillas duras, frescas no germinadas y muertas. Por su parte, la Association of Official Seed Analysts (AOSA, 1981), además de las categorías de plántulas normales, anormales y semillas duras, establece otra categoría, la de semillas en dormancia.

Para las pruebas de germinación, los sustratos más comúnmente utilizados son: papel, arena (AOSA, 1981; ISTA, 1985a) y suelo (ISTA,

1976a; AOSA, 1981).

La ISTA (1976b) recomienda colocar la semilla de trigo en arena o entre papeles, ya sean enrollados o plegados; en tanto que, la AOSA (1981) señala como los sustratos más adecuados, primero los papeles absorbentes, luego papel toalla, ya sea plegado o enrollado en posición horizontal o vertical y, por último, arena o suelo. Tanto para la arena o el suelo como para el papel, también se establecen normas en cuanto a composición y textura (esta última para el caso del papel), capacidad para retener humedad, pH, almacenamiento y condiciones para su reutilización (ésta para el caso de la arena). De la misma forma, para cada especie de semilla se mencionan las condiciones más apropiadas de temperatura, luz, humedad y duración de la prueba.

Desde el punto de vista práctico, la prueba de germinación en papel es más económica y requiere de menos tiempo para ser evaluada.

2.6. Determinación del contenido de humedad.

La humedad es un factor importante en la conservación de las semillas; si éstas son cosechadas con altos contenidos de humedad, comienzan procesos deteriorativos que pueden provocar pérdida de vigor y viabilidad, y proliferación de microorganismos presentes en las mismas (Moreno, 1984). Christensen et al. (1982), citados por Moreno (1984), han estudiado la presencia de hongos en cereales, y señalan el efecto nocivo de los mismos en la reducción del poder germinativo de las semillas.

La ISTA (1985a) define el contenido de humedad de una muestra como la pérdida en peso cuando dicha muestra es secada de acuerdo con ciertas reglas, y dice que debe expresarse como porcentaje del peso de la muestra original; es decir, con base al peso húmedo. El objetivo de esta prueba es determinar el contenido de humedad de las semillas por métodos apropiados para uso rutinario (ISTA 1985a). Todos los métodos que se recomiendan han sido elaborados para reducir la oxidación, descomposición o pérdida de otras sustancias volátiles, mientras se asegura la remoción total de la humedad.

Moreno (1984) señala que el agua contenida en las semillas puede ser clasificada en tres categorías: agua de absorción, agua de adsorción y agua de composición. Los dos primeros tipos de agua se eliminan fácilmente cuando se realiza la determinación del contenido de humedad por los métodos que remueven el agua, como los de secado en estufa; parte del agua de composición también es eliminada dependiendo de la temperatura y del período de secado utilizados.

En ISTA (1976a) se recomendaban tres métodos para esta prueba: de estufa con temperatura baja constante, con temperatura alta constante y de destilación en tolueno. A partir de 1985, los métodos recomendados son sólo los dos primeros mencionados, los que se escogen de acuerdo al tipo de semilla que deba ser analizada. Para la semilla de trigo se recomienda el método de secado en estufa a 130°C (temperatura alta) en una sola etapa y con la semilla molida (ISTA, 1985a).

Moreno (1984) divide a los métodos de determinación de humedad de las semillas en: de referencia básicos, de referencia rutinarios y prácticos. El primer tipo de métodos comprende el de secado al vacío con un desecante y el de titulación con el reactivo Karl Fischer; el primero presenta la desventaja de requerir de más de 10 días y el segundo es sumamente laborioso. Entre los métodos de referencia rutinarios se encuentran los de destilación y los de secado en estufa, tanto bajo la presión atmosférica normal como al vacío. Los métodos prácticos o rápidos comprenden los electrónicos y los de calentamiento directo; estos últimos están representados por los métodos de resonancia nuclear magnética y de espectrofotometría del infrarojo-cercano, ambos sumamente costosos. Este mismo autor señala que los métodos más utilizados en la determinación de la humedad de las semillas son: secado en estufa a baja o a alta temperatura (el último en una o dos etapas) y el método de estufa al vacío.

2.7. Determinación del peso de 1000 granos.

De acuerdo con la ISTA (1985a), el objetivo de esta prueba es determinar el peso de 1000 granos de la muestra en el momento que llega para ser analizada. También se señala que el principio de esta prueba es la determinación del número de semillas presente en una cantidad pesada de semilla pura y el peso de 1000 semillas. Al comparar lotes de semilla, el peso de 1000 granos es indicativo de la calidad de las semillas analizadas; semillas severamente infectadas por hongos tendrán menor peso que semillas sanas.

III. MATERIALES Y METODOS

Las líneas avanzadas y variedades comerciales de semillas de trigo harinero (Triticum aestivum) utilizadas en este trabajo fueron: Agatha, retrocruzada 6 veces con Yecora (Agatha/6*Yecora)=(AGA/6*YR); Bobwhite"S"=(BOW"S"); Glennson 81=(GLEN); KEA"S"; LIRA"S"; MYNA"S"; Parula"S"=(PRL"S"); SARA 82; SERI 82 y URES 81 (APENDICE). Las variedades comerciales GLEN, SERI 82 y URES 81 son hermanas de la misma cruce. De cada una de ellas se utilizaron dos lotes, uno procedente del CIANO (Centro de Investigaciones Agrícolas del Noroeste) en el estado de Sonora, y el otro de El Batán, sede del CIMMYT (Centro Internacional de Mejoramiento de Maíz y Trigo) en el Estado de México. De cada lote de semillas recibido se tomaron submuestras de 75g (aproximadamente 1,500 semillas), las que tuvieron los siguientes destinos:

- Testigo (Semilla no tratada)
- Semilla desinfectada superficialmente con hipoclorito de sodio al 1% durante 5 minutos
- Semilla tratada con Tetrametil-thiuram disulfito (TTD o Thiram), en dosis de 2g/kg de semilla
- Semilla tratada con Pentacloro-nitrobenceno (PCNB o Terrazan), en dosis de 2g/kg de semilla
- Semilla tratada con Triadimenol (Baytan), en dosis de 3ml/kg de semilla
- Semilla tratada con la Mezcla de los 3 fungicidas anteriores en iguales dosis

Las dosis de fungicidas empleadas son las que comúnmente se aplican en la práctica.

Los 120 tratamientos (10 variedades x 2 localidades x 6 tratamientos) fueron arreglados en un diseño completamente aleatorizado con 4 repeticiones.

3.1. Pruebas de sanidad.

Para cumplir con uno de los objetivos del trabajo, es decir, determinar el estado sanitario de las diferentes semillas, se procedió a realizar pruebas de sanidad. Ellas fueron: prueba en cajas de Petri con PDA (Papa-Dextrosa-Agar) y prueba en papel absorbente, siguiendo en ambas las reglas recomendadas por la International Seed Testing Association (ISTA, 1976a, 1985a).

3.1.1. Prueba en cajas de Petri con PDA.

Las semillas fueron sembradas en cajas de Petri de 8.5 cm de diámetro con PDA, al que se le añadió ácido láctico a razón de 1ml/l de medio en el momento de su preparación, para restringir al máximo el crecimiento de bacterias. Para cada combinación de factores se realizaron 4 repeticiones de 50 semillas cada una; cada repetición consistió de 10 cajas de Petri con 5 semillas cada una, de la que se analizó una submuestra al azar de 25 semillas. Las semillas se incubaron a la temperatura del laboratorio ($20 \pm 2^{\circ}\text{C}$) por un período de 7 días (ISTA, 1976a, 1985a); luego se procedió a identificar a los distintos

hongos involucrados, con base en sus estructuras, y a contar las colonias fúngicas presentes.

3.1.2. Prueba en papel absorbente.

Las semillas fueron sembradas en cajas de plástico opaco, con tapa, de 30x23x10cm, sobre 2 capas de papel filtro, previamente humedecidas, las que suministraron suficiente humedad en toda la duración de la prueba. Al igual que en la prueba anterior, las semillas fueron incubadas durante una semana a una temperatura de $20 \pm 2^{\circ}\text{C}$ (ISTA, 1976a, 1985a). En esta prueba, se realizaron 4 repeticiones de 100 semillas cada una, de las cuales se muestrearon al azar 25 semillas; éstas fueron revisadas con un microscopio estereoscópico con un aumento de 50x, procediéndose a identificar y contar la frecuencia de los hongos presentes, con el mismo criterio que en la prueba anterior.

Los hongos aislados en este trabajo fueron identificados con la ayuda de claves, monografías, artículos y publicaciones clásicas tales como: Barnett y Hunter (1972); Barron (1968); Booth (1971 y 1977); Ellis (1971 y 1976) y Zillinsky (1984), entre otros. El criterio utilizado para la clasificación de los hongos hallados fue la observación de sus estructuras en el microscopio estereoscópico y la posterior observación en el microscopio compuesto. En algunos casos se procedió a obtener colonias puras para un estudio más detallado del hongo en consideración.

Con el objeto de obtener información adicional relacionada a la calidad de cada lote de semillas, se realizaron las siguientes pruebas:

3.2. Pruebas de germinación.

Para estas pruebas se tomaron 4 repeticiones de 100 semillas cada una. El sustrato utilizado fue papel absorbente, el cual se humedeció previamente; las semillas se colocaron espaciadas uniformemente sobre dicho papel para lo cual se utilizó una mica transparente con 100 agujeros dispuestos equidistantemente. Cada hoja de papel absorbente se dobló por su mitad y se enrolló formando "muñecas", y las 4 repeticiones fueron colocadas en una bolsa de plástico a modo de cámara húmeda en posición vertical con un extremo abierto para permitir la circulación del aire. Las semillas con tratamientos químicos fueron colocadas en el papel inmediatamente después de ser tratadas.

Las semillas se mantuvieron por una semana a temperatura ambiente y luego de este período se procedió a la evaluación de las plántulas, las cuales se clasificaron en germinadas (normales y anormales) y no germinadas. Las plántulas seriamente dañadas por hongos y/o bacterias se consideraron normales siempre y cuando estuvieran presentes sus estructuras esenciales, tal y como lo establecen las Reglas Internacionales de la ISTA (1976a, 1985a).

Los resultados fueron expresados en porcentaje de germinación y el análisis de varianza se realizó utilizando la siguiente transformación:

$\arcseno \quad (\% \text{ semillas germinadas normales}).$

3.3. Contenido de humedad.

Para la semilla de trigo, la ISTA (1976a, 1985a) recomienda el método de secado en estufa a 130°C. El tiempo de secado fue de 1 hora y se utilizó semilla molida (Christensen et al., 1982; citados por Moreno, 1984).

Se pesaron por duplicado 5g de semilla molida de cada variedad en cajas de aluminio, con una aproximación de tres cifras decimales. Dichas cajas fueron previamente puestas durante 1 hora en la estufa a 130°C y luego pesadas. Una vez pesada la semilla en la caja de aluminio, ésta se destapó y se colocó en la estufa calibrada a 130°C. El tiempo de secado se contabilizó desde el momento en que, luego de introducir las cajas, la temperatura se estabilizó en 130°C. Transcurrido el tiempo de secado, las cajitas se taparon y se colocaron inmediatamente en un desecador durante aproximadamente 30 minutos. Luego de enfriadas, se pesaron para que no absorbieran humedad (ISTA, 1976a, 1985a).

En este método, se asume que solamente se elimina agua mediante el calor aplicado a la muestra. El contenido de humedad se expresó con base en el peso húmedo, es decir, que se calculó por diferencia de peso entre el peso original de la muestra (peso húmedo) y el peso después del secado en la estufa (peso seco). Por tanto:

$$\% \text{ humedad (base húmeda)} = \frac{A}{Ph} \times 100$$

en donde: A= pérdida de agua en gramos

Ph= peso húmedo de la muestra

Para todas las variedades de semillas procedentes del CIANO, simultáneamente al método ya descrito, se procedió a realizar la determinación del contenido de humedad con una estufa semiautomática Brabender para determinación de humedad, durante 1 hora a 130°C. Ambos métodos establecieron iguales contenidos de humedad, razón por la cual las semillas procedentes de El Batán se analizaron solamente con la estufa Brabender.

3.4. Peso de 1000 granos.

En esta prueba, se pesaron 8 repeticiones de 100 semillas cada una; con estos 8 valores se procedió a calcular la media, la desviación estándar y el coeficiente de variación (ISTA, 1976a, 1985a). Cuando el coeficiente de variación fue mayor de 4.0, se pesaron otras 8 repeticiones de 100 semillas cada una y se estableció el promedio con los 16 valores. El peso promedio de 1000 semillas fue calculado a partir del peso promedio de las repeticiones realizadas.

IV. RESULTADOS Y DISCUSION

4.1. Descripción de los hongos hallados en el presente trabajo.

En este estudio se aislaron e identificaron 12 géneros y 16 especies de hongos; en algunos géneros se presentaron más de una especie. A continuación se da una descripción de las colonias y estructuras microscópicas de cada uno de los géneros y especies hallados, comenzando por aquellos de mayor importancia fitopatológica.

Fusarium spp. Link ex Fr.

Según señala Barron (1968), la principal característica de este género es la presencia de conidios (fragmosporas) en forma de bote, hialinos y con una célula basal bien marcada; también es característica la coloración, en la gama del rojo y del amarillo, de sus colonias. Esto fue observado en cada una de las especies aisladas de este género. Todas las especies de Fusarium encontradas en el presente trabajo fueron clasificadas con base en las características señaladas por Booth (1971, 1977).

Fusarium equiseti (Corda) Sacc.

Las colonias de esta especie presentaron un crecimiento entre 5 - 8 cm de diámetro alrededor de los 10 días; en el comienzo fueron blancas,

con micelio aéreo floccoso y un ligero tinte color durazno; luego cambiaron a un color beige y finalmente a uno café profundo. El reverso de las colonias fue inicialmente de color durazno a algo vináceo y finalmente de color café oscuro (Fig. 1). Con respecto a las estructuras microscópicas, esta especie presentó sólo macroconidios producidos a partir de fiálides laterales simples. Los macroconidios fueron falcados con una célula basal bien desarrollada y una apical doblada hacia adentro, lo que exagera la curvatura normal de la espora; los conidios presentaron entre 4 a 7 septos, delgados, pero visibles (Fig. 2); también presentó clamidosporas globosas, intercalares y catenuladas.

Fusarium graminearum Schwabe

Los cultivos de esta especie, luego de 8 días, alcanzaron 7 - 8 cm de diámetro; fueron de color rojo grisáceo a carmesí y finalmente vináceos a púrpura oscuro; el micelio aéreo fue floccoso, blanco y sobresalió del medio (Fig. 3). En esta especie sólo se observaron macroconidios formados de fiálides individuales y globosas o de conidióforos muy ramificados que luego terminaban en fiálides cortas (Fig. 4). Los conidios fueron falcados, con el ápice elongado y la célula basal marcada; el número de septos varió de 3 a 7; las clamidosporas fueron escasas, hialinas, intercalares y catenuladas.

Fusarium moniliforme Sheldon

El crecimiento de las colonias de F. moniliforme fue rápido y en 5 días alcanzó un diámetro de aproximadamente 6 cm; las colonias fueron

delgadas y con escasa coloración. El reverso de la colonia presentó un tinte violáceo; el micelio aéreo fue denso y de aspecto aterciopelado a pulverulento, como consecuencia de la formación de los microconidios (Fig. 5). A nivel microscópico, sólo se observaron microconidios catenulados (Fig. 6), nacidos de conidióforos simples laterales; las fiálides se formaron sobre hifas aéreas. Los microconidios fueron fusiformes, con la base algo engrosada y no presentaron septos; tampoco se observaron clamidosporas.

Fusarium oxysporum Schlecht.

El crecimiento promedio de las colonias de esta especie fue de 4 a 5 cm en una semana. El micelio fue muy delicado, de color blanco a durazno con un tinte púrpura, bastante abundante, flocoso y aterciopelado (Fig. 7). En esta especie se observaron micro y macroconidios; los microconidios fueron abundantes, variables, ovales a cilíndricos y en su mayoría rectos; se produjeron de fiálides simples que crecían lateralmente sobre las hifas o de conidióforos cortos ramificados escasamente. Los macroconidios no fueron muy abundantes y se presentaron sobre conidióforos muy ramificados; fueron fusoides y puntiagudos en ambos extremos; la mayoría tuvo 3 septos, aunque algunos presentaron hasta 5 (Fig. 8). Esta especie también presentó clamidosporas que fueron abundantes, lisas, solitarias, terminales o intercalares.

Helminthosporium spp. Link ex Fr.

De acuerdo con Barron (1968), lo más característico del género Helminthosporium son sus conidios grandes y septados, que se producen a través de poros, apical o lateralmente en verticilos, a partir de conidióforos determinados, lo que pudo observarse en cada una de las especies identificadas.

Helminthosporium cynodontis (Marig.)

En el caso de H. cynodontis (Figs. 9-11), se observaron los conidióforos directamente sobre la semilla, creciendo individualmente o en grupos de 2 a 3; fueron cortos, de color café oscuro a negro, la mayoría rectos y algunos algo curvos. Bajo el microscopio compuesto, los conidios aparecieron de color café brillante a oliváceo, elipsoides, con extremos redondeados, derechos o ligeramente curvos, y presentaron 5 a 9 septos. Estas características coinciden con las señaladas por Chidambaram et al. (1973) y Misra (1973).

La germinación de los conidios se estimuló en agua, lo que se logró a las 4 horas aproximadamente. De acuerdo con lo expresado por Drechsler (1923) y Misra (1973), los conidios emitieron 2 tubos germinativos polares, uno en el ápice y el otro muy cercano al hilo; en muchos conidios se produjo una ramificación lateral cerca del origen del tubo germinativo, lo que simuló la aparición de dos tubos germinativos.

Helminthosporium sativum Pammel

Como señala Ellis (1971), las colonias de H. sativum fueron efusas, grises o de color café o café negruzco, generalmente vellosas y algunas veces aterciopeladas (Fig. 12).

Los conidióforos de esta especie aparecieron solitarios o en grupos pequeños, fueron rectos o flexuosos, algunas veces geniculados y de color café de tono medio a oscuro; los conidios fueron curvos a rectos, fusiformes a elipsoidales, de color café oliváceo oscuro, lisos, con 6 a 10 septos (Fig. 13). Dichas características concuerdan con las citadas por Ellis (1971).

De acuerdo con Drechsler (1923), los conidios de H. sativum fueron del mismo tipo que los de H. cynodontis, pero distintos en tamaño, grosor de la pared periférica e intensidad de coloración.

Helminthosporium spiciferum (Bainier) Nicot

Esta especie presentó conidióforos solitarios o en grupos pequeños, flexuosos, muy geniculados con numerosas cicatrices bien definidas, de color café medio a oscuro y largos; los conidios fueron rectos, lisos o cilíndricos, con extremos redondeados; al madurar, presentaron un color característico café dorado, y fueron constantemente triseptados; también presentaron un hilo definido. Dichas características fueron totalmente coincidentes con las descritas por Ellis (1971) (Figs. 14 - 15).

Alternaria spp.

Tal como lo describe Ellis (1971 y 1976), las colonias aisladas del género Alternaria fueron efusas, generalmente grises, pardas negruzcas a negras; las hifas aparecieron incoloras o de color café o café oliváceo. El micelio aéreo fue escaso o denso y flocooso. En el presente trabajo se presentaron más de un tipo de colonia; en la Fig. 16 se muestra uno de los tipos aislados.

De acuerdo con Simmons (1967) y Barron (1968), el género Alternaria presenta conidióforos oscuros, septados, algunas veces inconspicuos, simples o ramificados, con los conidios en el ápice, emergiendo a través de poros; los conidios pueden ser solitarios o más frecuentemente se presentan en cadenas simples o ramificadas; son oscuramente pigmentados, muriformes, ovoides a obclavados, terminados en punta abrupta o se adelgazan gradualmente hacia el extremo distal; pueden ser lisos a rugosos, con septos transversales y generalmente con varios septos longitudinales u oblicuos. En las especies patógenas los septos longitudinales son raros o están ausentes.

Como afirma Zillinsky (1984), las características morfológicas únicas de los conidios del género Alternaria permiten que sea muy fácil su identificación a nivel de género, pero las semejanzas entre las especies hace que la identificación de las mismas sea muy difícil. En el presente trabajo se encontraron aislamientos con conidios de características muy distintas, probablemente correspondientes a diversas especies. Muchos de los aislamientos obtenidos fueron de especies

saprobias, pues sus conidios fueron catenulados, ovoides o elipsoides y con frecuencia presentaron un pico corto cónico o cilíndrico en uno de sus extremos; esto está de acuerdo con lo señalado por Simmons, 1967; Barron, 1968 y Ellis, 1971. Los aislamientos observados de otras especies halladas presentaron conidios individuales o en cadenas de no más de 2 a 4 conidios, siendo éstos algo más grandes que en las otras especies; también presentaron un pico más alargado, aunque un poco más corto que el largo del cuerpo conidial. Estas características, según Prasada y Prabhu (1962), corresponderían a la especie Alternaria triticina, que es específica de trigo y no ha sido encontrada infectando otras plantas hospederas.

Para poder afirmar en forma categórica que se trató de A. triticina deberían de haberse realizado pruebas de patogenicidad, que demostraran su capacidad de parasitar al trigo; ésto no fue realizado debido a que no formaba parte de los objetivos del trabajo; sin embargo, sería de mucha utilidad realizar estas pruebas para determinar cuál es el grado de daño que ocasionan las especies del género Alternaria en las variedades de trigo utilizadas en México. En las Figs. 17 y 18 se aprecian conidios de dos de los tipos encontrados.

Neovossia indica (Mitra) Mundkur

De acuerdo con lo señalado por Ramamoorthy y Mundkur (1944), las colonias de esta especie fueron blancas, pulverulentas, festoneadas, con márgenes dendríticos que dan crecimiento a numerosos esporidios secundarios (Fig. 19). Bajo el microscopio compuesto, las teliosporas

maduras se presentaron de color café a café negruzco, esféricas o subesféricas a ovales, características que coinciden con las descritas por Mitra (1931). Junto con las teliosporas se hallaron numerosas células estériles de color amarillento a subhialinas que corresponden a teliosporas no desarrolladas (Fig. 20); éstas fueron redondeadas a angulares y más pequeñas que las teliosporas, con paredes comparativamente más delgadas; lo que coincidió totalmente con lo descrito por Mitra (1931) y Pal (1966).

Ascochyta sp.

Las colonias de este género alcanzaron un diámetro de 5-6cm luego de 7 días y fueron de color gris oscuro con bordes más claros e irregulares (Fig. 21).

Este género presentó picnidios glabros, de pared delgada, oscuros, globosos, separados, inmersos en el tejido del hospedero; los conidios observados fueron hialinos, bicelulares, ovoides a oblongos. Esto está de acuerdo con lo expresado por Barnett y Hunter (1972) y Sutton (1980). Como menciona Neergaard (1977), una característica muy importante del género Ascochyta es que presenta un poro, pero no un ostiolo protuberante bien definido como en Phoma, lo cual fue también observado (Fig. 22).

Phoma sp.

Las colonias del género Phoma alcanzaron un diámetro de 6-7 cm luego de 7 días, lo que está de acuerdo con lo señalado por Neergaard (1977) (Fig. 23). El mismo autor manifiesta que este género presenta picnidios globosos, simples y provistos de un ostiolo protuberante, oscuros y con una pared de pocas capas celulares (Fig. 24). Los conidios de Phoma fueron de forma ovoide a alargada, unicelulares y subhialinos, coincidiendo con Neergaard (1977), Sutton (1980) y Zillinsky (1984).

Cladosporium herbarum (Pers.) Link ex S.F. Gray

Tal como indica Ellis (1971), las colonias aisladas de esta especie fueron de apariencia algodonosa, efusas, de color verde olivo a café oliváceo (Fig. 25). Los conidióforos de C. herbarum se presentaron en grupos densos, erectos, pigmentados, ramificados irregularmente en el ápice, semejantes a diminutos arbustos; este aspecto de arbustos es otra característica bien distintiva de esta especie. Los conidios se presentaron en cadenas ramificadas, fueron hialinos o pigmentados, de color café a oliváceo, ovoides, con extremos redondeados, lisos o rugosos y el número de septos varió de 0 a 3. Al respecto, Zillinsky (1984) señala que el género Cladosporium incluye un gran número de formas que presentan una considerable variación en características morfológicas. Según indica Barron (1968), Cladosporium puede ser identificado sólo por sus conidios, que presentan como característica diagnóstica distintiva una considerable variación de tamaño y septación, incluso dentro de una misma especie (Fig. 26).

Curvularia lunata (Wakker) Boedijn

Coincidiendo con la descripción que hace Ellis (1971), las colonias obtenidas de esta especie fueron efusas, de color café a negro y algodonosas a aterciopeladas (Fig. 27).

Los conidióforos de C. lunata fueron derechos o flexuosos, a menudo geniculados, de color café y lisos; los conidios, que nacen a través de poros en la pared de los conidióforos, no presentaron un hilo protuberante, fueron de paredes lisas, oscuros, curvos, con las células de los extremos más pálidas, en su mayoría triseptados, solitarios y simples (Fig.28). Estas características concuerdan con las señaladas por Barron (1968) y Ellis (1971).

Nigrospora sp.

Las colonias de Nigrospora sp. fueron al principio blancas, con pequeños conidios negros y brillantes muy fácilmente visibles al microscopio estereoscópico, pero después se tornaron de color café negruzco a negro, a medida que la esporulación se hizo más abundante (Fig. 29); esto está de acuerdo con lo indicado por Ellis (1971). Tal como señala Barron (1968), la principal característica diagnóstica de este género es la presencia de estos conidios muy oscuros que son ligeramente más largos en el eje horizontal y nacen sobre células esporógenas muy cortas e hialinas, lo cual fue también observado. Las hifas fueron hialinas y luego más o menos pigmentadas; los conidióforos fueron inconspicuos, ramificados, flexuosos, incoloros o de color café y

lisos. Las células conidiógenas fueron discretas, solitarias, subesféricas e incoloras; los conidios se presentaron solitarios, simples, unicelulares, esféricos o elipsoidales, anchos, comprimidos dorsi-ventralmente, negros, brillantes y lisos (Fig. 30); todas estas características coinciden con lo mencionado por Ellis (1971).

Ulocladium sp.

Las colonias de este género fueron efusas, variando de color café a café oliváceo, pasando por café oscuro o casi negro a completamente negro (Fig. 31), que es tal como las describe Ellis (1971).

La característica más distintiva de Ulocladium es la forma obovoide del conidio y la carencia de pico en el mismo, en contraste con la forma ovoide y la presencia de un pico prominente en el género Alternaria, cosa que fue observada y coincide con lo afirmado por Simmons (1967). Los conidióforos fueron oscuramente pigmentados y crecieron como ramificaciones a partir de hifas vegetativas, fueron simples, algunas veces ramificados, septados, con la parte terminal del conidióforo no marcadamente engrosada; son muy similares a los del género Stemphylium, tal como señala Simmons (1967). Coincidiendo con la descripción que da Ellis (1971), los conidios fueron variables en forma, sin pico, muriformes, oscuros, no presentaron constricción a nivel del septo medio principal y nacieron individualmente o en racimos botriosos sobre los conidióforos; el crecimiento simpodial del conidióforo hace que los conidios se desplacen lateralmente (Fig. 32).

Botrytis cinerea Pers. ex Pers.

Las colonias de esta especie fueron efusas, grises y pulverulentas (Fig. 33); bajo el microscopio estereoscópico se observaron conidióforos gruesos, derechos o flexuosos, lisos, septados, ramificados irregular o dicotómicamente, de color café más o menos claro y más pálidos cerca del ápice, con la parte terminal del conidióforo a menudo muy descolorida. Los conidios, que nacen sincrónicamente sobre ámpulas, presentaron forma elipsoidal u ovoide, fueron lisos, hialinos o a veces café pálidos y generalmente presentaron un hilo algo protuberante (Fig. 34). Estas características están de acuerdo con las expresadas por Ellis (1971).

Aspergillus spp.

Este género es fácilmente reconocido por sus conidióforos con una vesícula apical de la que crecen numerosas fiálides con esporas secas y catenuladas (Barron, 1968; Barnett y Hunter, 1972).

Las diferentes especies de Aspergillus halladas presentaron conidióforos largos, erectos o suberectos, originados de una célula basal bien desarrollada que se engruesa en el ápice para producir una vesícula esférica a ovoide o clavada, que lleva células esporógenas directamente o sobre métulas, según las especies. Las células esporógenas, o fiálides, son de forma de botella y producen fialosporas en cadenas largas y secas; éstas últimas son lisas o rugosas, unicelulares, hialinas o fuertemente pigmentadas, globosas a ovoides,

según las diferentes especies. Algunas de las especies aisladas presentaron esclerocios. Todos los caracteres descritos están de acuerdo con lo señalado por Barron (1968) y pueden ser observados en la Fig. 36.

Las colonias que se aislaron fueron variables en color (negras, amarillas, verdes, verde azuladas), textura y forma; la Fig. 35 ejemplifica una de ellas.

Penicillium spp.

En general, las colonias de las diferentes especies de Penicillium halladas fueron al principio blancas y luego se tornaron verdes a verde azuladas (Fig. 37).

Dichas especies presentaron conidióforos más o menos erectos, hialinos, lisos o rugosos, septados, algunas veces ramificados en el ápice o cerca de él. Las series de ramificaciones le dan una forma característica de escobilla; éstas son los penicilios, que fueron claramente observados. Las células esporógenas (fiálides) nacieron en grupos, directamente en el ápice del conidióforo o sobre ramificaciones primarias o secundarias, lo que distingue a las especies como mono o biverticiladas. Las fiálides presentaron característica forma de botella, fueron hialinas y a partir de ellas se formaron los conidios en cadenas largas; éstos fueron globosos a ovoides, hialinos a algo pigmentados, lisos o rugosos. Esto coincide con lo señalado por Barron (1968) y se puede observar en la Fig. 38.

Epicoccum purpurascens Ehrenb. ex Schlecht.

Las colonias de esta especie fueron de crecimiento muy rápido y muy variables en color, aunque en casi todas aparecieron coloraciones amarillas, anaranjadas o rojas, y ocasionalmente cafés o verdes (Fig. 39); esto coincide con la descripción que hace Barron (1968).

Lo que permite distinguir a esta especie es la presencia de racimos de conidios muriformes, oscuros, globosos a subglobosos (Fig. 40); también puede ser identificada por sus hifas amarillas o anaranjadas; los conidióforos son cortos y se producen sobre esporodoquios o en racimos apretados de hifas vegetativas, sobre las que se presentan conidios sésiles. Todas las características descritas fueron observadas y coinciden con las señaladas por Barron (1968).

Absidia corymbifera (Cohn) Sacc. & Trotter

Las colonias de esta especie varían en altura de crecimiento, son flocosas, blancas a gris humo hasta gris olivo pálido, y pueden presentar sombras amarillas en el reverso de las colonias (Fig. 41). Esta especie presenta esporangióforos que crecen de estolones generalmente individuales, aunque pueden presentarse formando un verticilo de hasta 7, debajo del esporangio terminal (Fig. 42); son ramificados, hialinos a gris brillante en la base y gris pardo cerca de la apófisis del esporangio. Los rizoides crecen de áreas engrosadas en la parte superior. Los esporangios, que son de pared delicuescente, tienen muchas esporas, irregulares en tamaño y forma, pues fluctúan de

globosas y subglobosas a ovoides y elípticas. Este hongo es heterotálico y presenta zigosporas, aunque éstas no fueron observadas. Las demás características se observaron y están de acuerdo con las señaladas por Lunn (1977a).

Memnoniella echinata (Riv.) Galloway

Las colonias de esta especie coincidieron con la descripción que hace Ellis (1971), pues fueron efusas, negras, aterciopeladas o pulverulentas (Fig. 43).

Los conidióforos de M. echinata no fueron ramificados, aunque en algunos casos se presentaron bifurcados; fueron engrosados en el ápice, de color gris de tono medio, olivo o café, lisos o con verrugas diminutas, y en algunas partes estuvieron cubiertos con gránulos oscuros. Las células conidiógenas aparecieron en grupos de hasta 10 en el ápice del conidióforo y fueron clavadas o piriformes a cilíndricas. Los conidios aparecieron en cadenas, fueron simples, esféricos a subesféricos, de color gris oscuro a negro, algo verrugosos. Estas características concordaron con las señaladas por Ellis (1971) (Fig. 44).

Rhizopus spp.

De acuerdo con Neergaard (1977), este género presenta un micelio que desarrolla estolones y los esporangióforos surgen sobre rizoides.

En este trabajo se aislaron dos especies distintas de Rhizopus. Las colonias de una de las especies encontradas fueron al principio blancas y algodonosas, y luego se tornaron gris olivo a gris más oscuro, dependiendo de la cantidad de esporulación (Fig. 45). Los esporangióforos fueron de pared lisa, no septados, de color café brillante y simples; el esporangio fue globoso, blanco al principio luego negro, con muchas esporas; la forma de la columela varió de oval a oblonga y piriforme, de color café pálido, con un collar bien definido; los rizoides y estolones fueron hialinos a café brillantes, siendo los primeros ramificados. Las esporangiosporas fueron globosas, subglobosas, a algo angulares. Esta descripción podría coincidir con la de Lunn (1977b) para la especie Rhizopus rhizopodiformis (Fig. 46).

Las colonias observadas de la otra especie de Rhizopus también fueron al principio blancas y algodonosas, después muy manchadas debido a la presencia de esporangios y, por último, se tornaron de color café; se extendió rápidamente a partir de estolones fijos a varios puntos del sustrato por medio de rizoides (Fig. 47).

Los esporangióforos de esta especie fueron similares a los de la otra especie descrita, aunque bastante más largos; los esporangios también fueron de mayor tamaño y algo más engrosados en la base, y si bien fueron blancos al principio luego se tornaron de color café. La columela fue subglobosa a engrosada dorsi-ventralmente, con forma de paraguas cuando se produjo la dehiscencia; no se observó collar. Las esporangiosporas fueron bastante irregulares, redondeadas a ovales y elongadas. Estas características podrían concordar con las de la especie

Rhizopus stolonifer, que señala Lunn (1977c) (Fig. 48).

Stigmella sp.

Las colonias fueron de crecimiento lento, de color negro y presentaron bordes de color café claro (Fig. 49).

Las características que presentó este género coinciden totalmente con las mencionadas por Barnett y Hunter (1972) y fueron las siguientes: conidióforos simples, cortos, erguidos, compuestos de varias células o reducidos a una especie de estaca; conidios oscuros, individuales, apicales, globosos a elípticos o cilíndricos a ovoides, bastante irregulares en forma (Fig. 50).

Chaetophoma sp.

Las colonias de este género fueron de crecimiento rápido (6-7cm en 7 días) y se presentaron de color beige con los bordes blancos (Fig. 51).

Tal como señalan Barnett y Hunter (1972) y Sutton (1980), este género presentó picnidios oscuros, pequeños, globosos a irregulares, sin ostiolo, en grupos o racimos densos o sueltos; los conidios fueron hialinos, unicelulares, muy pequeños y ovoides (Fig. 52).

Stagonospora sp.

Este género presentó picnidios oscuros, separados, superficiales, globosos y ostiolados; los conidióforos fueron cortos y los conidios hialinos, típicamente con 3 o más células, cilíndricos a elípticos; todas las características concordaron con lo señalado por Barnett y Hunter (1972) y Sutton (1980) (Figs. 53-54).

Gonatobotrys simplex Corda

Este hongo, en forma coincidente con lo indicado por Barron (1968), presentó conidióforos suberectos o erectos, simples o poco ramificados, hialinos, septados, engrosados en el ápice, donde sostienen un racimo de conidios que crecen sobre denticulos cortos en la superficie de una ampula terminal. Debido a que los conidióforos continúan creciendo desde el ápice por sucesivas proliferaciones, aparecen racimos de esporas hialinas y grandes que crecen de "nudos" a lo largo de los conidióforos; este aspecto constituye la característica inequívoca para la identificación de esta especie (Fig. 55).

Trichoderma viride Pers.

Tal como afirma Barron (1968), la especie Trichoderma viride es muy distintiva en cultivo; en este estudio presentó rápido crecimiento flocoso de colonias blancas y verde brillantes (Fig. 56).

De acuerdo con el mismo autor, Trichoderma viride presentó conidióforos erectos o esparcidos, solitarios o frecuentemente agregados en ramilletes flocosos, hialinos, septados, ramificados irregularmente, o ligera a fuertemente verticilados; muy a menudo las ramificaciones se presentaron en ángulos rectos a los ejes principales. Las células esporógenas fueron fiálides hialinas nacidas solas o en grupos, de forma ovoide o de botella; las fialosporas fueron hialinas o verdes y no presentaron septos (Fig. 57).

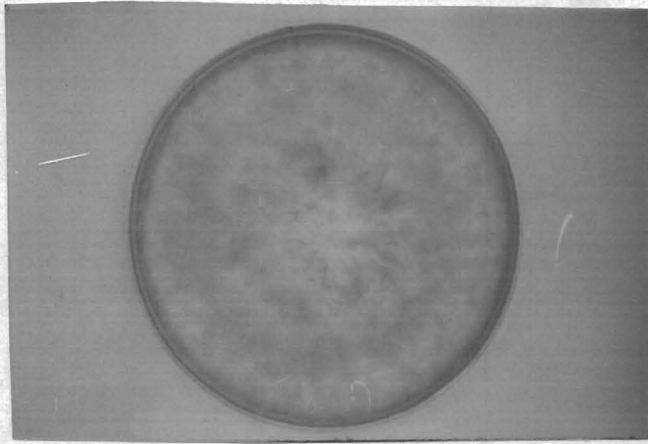


Fig. 1. Cultivo puro de *Fusarium equiseti*

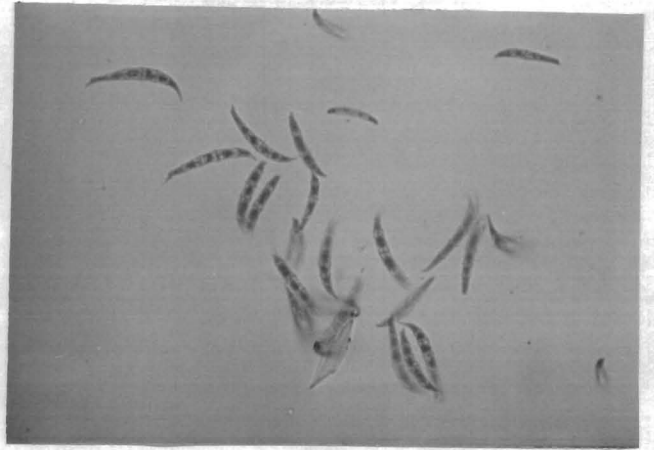


Fig. 2. Macroconidios de *Fusarium equiseti*

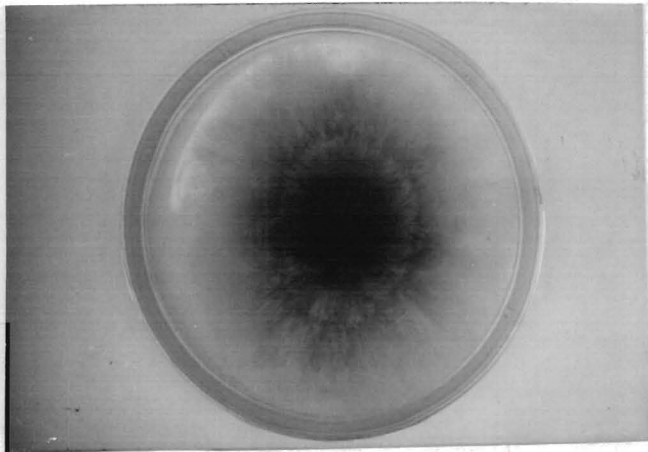


Fig. 3. Cultivo puro de *Fusarium graminearum*

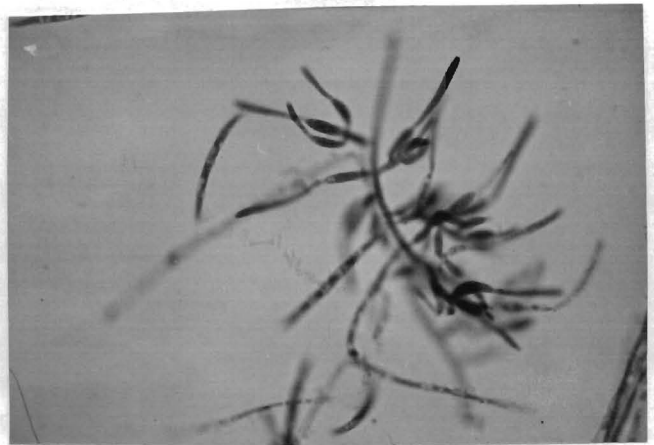


Fig. 4. Conidióforo y macroconidios de *Fusarium graminearum*



Fig. 5. Cultivo puro de *Fusarium moniliforme*

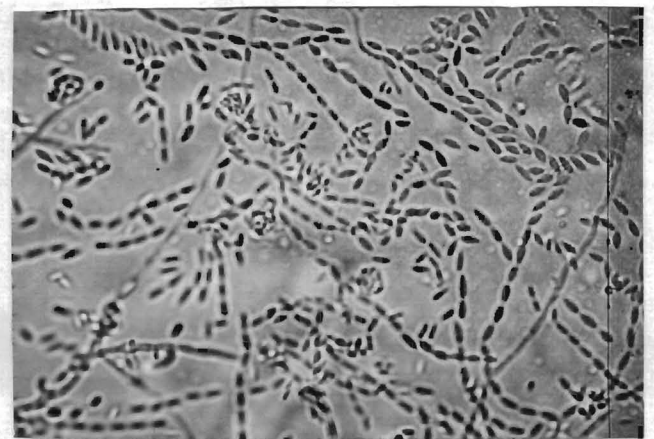


Fig. 6. Conidios en cadena de *Fusarium moniliforme*

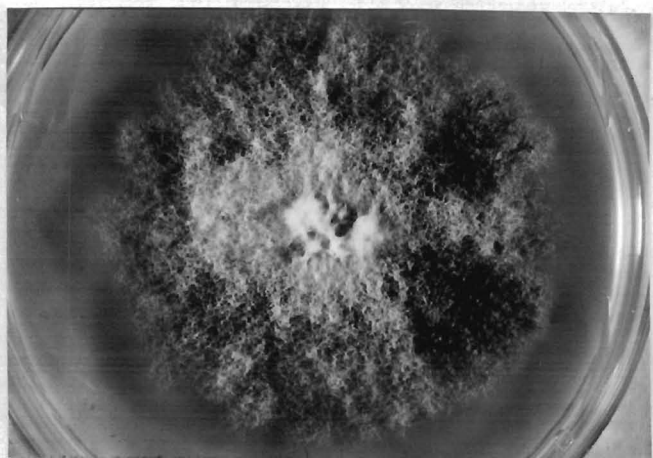


Fig. 7. Cultivo puro de *Fusarium oxysporum*

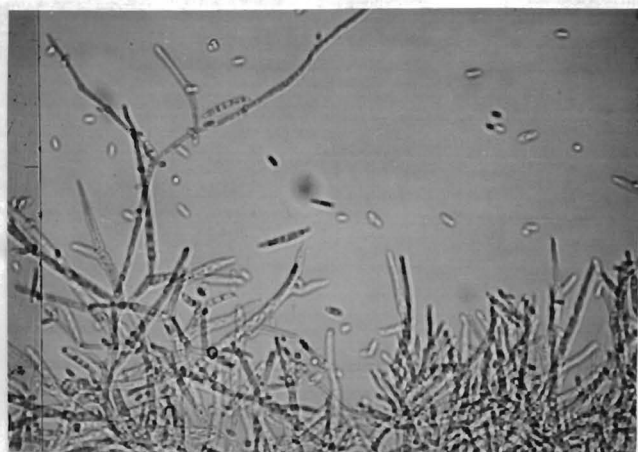


Fig. 8. Conidióforos, macro y microconidios de *Fusarium oxysporum*



Fig. 9. Cultivo puro de *Helminthosporium cynodontis*



Fig. 10. Conidios de *Helminthosporium cynodontis*



Fig. 11. Germinación bipolar del conidio de *Helminthosporium cynodontis*

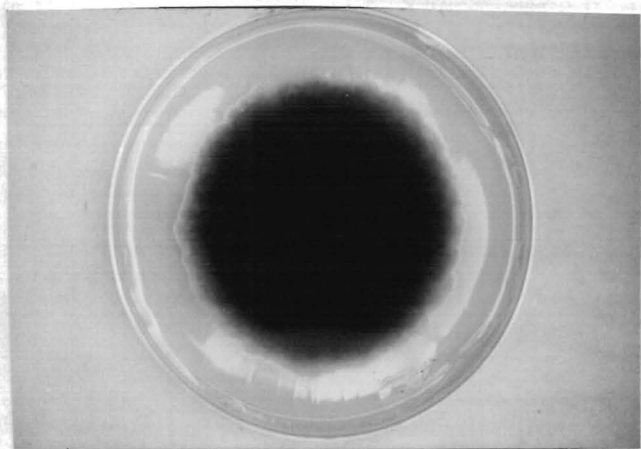


Fig. 12. Cultivo puro de *Helminthosporium sativum*

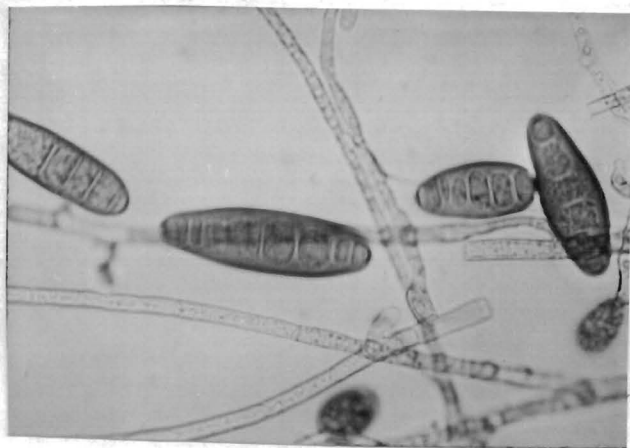


Fig. 13. Conidios de *Helminthosporium sativum*

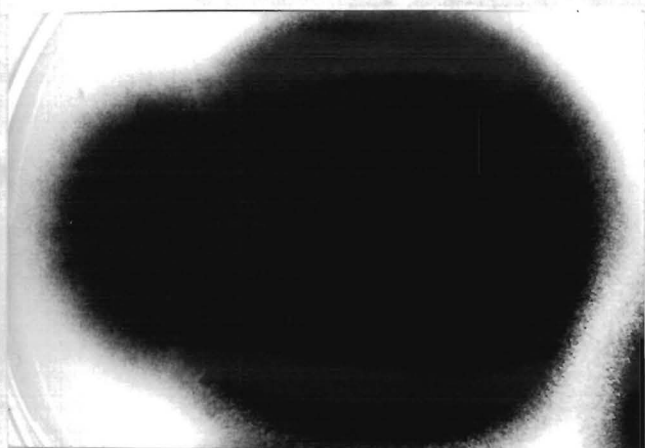


Fig. 14. Cultivo puro de *Helminthosporium spiciferum*

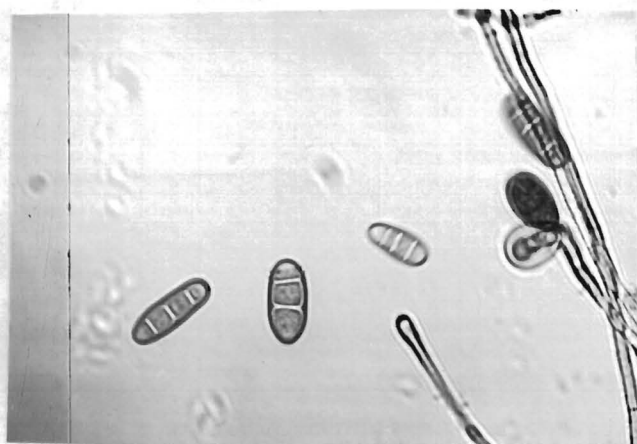


Fig. 15. Conidios de *Helminthosporium spiciferum*

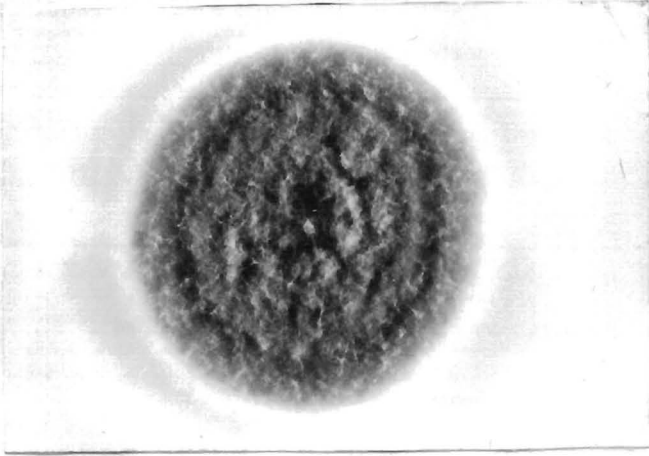


Fig. 16. Colonia de *Alternaria* sp.

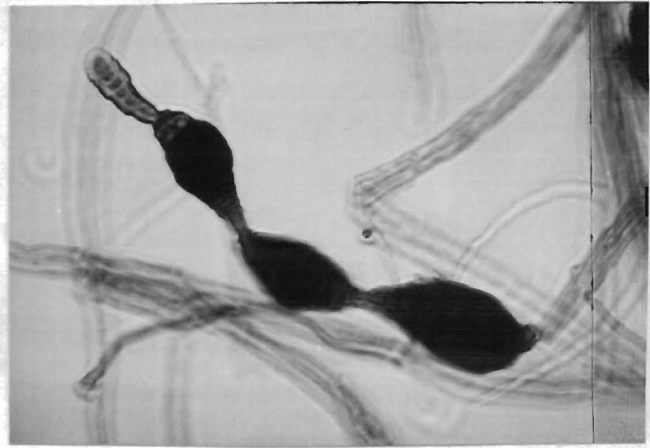


Fig. 17. Conidios de *Alternaria* sp.

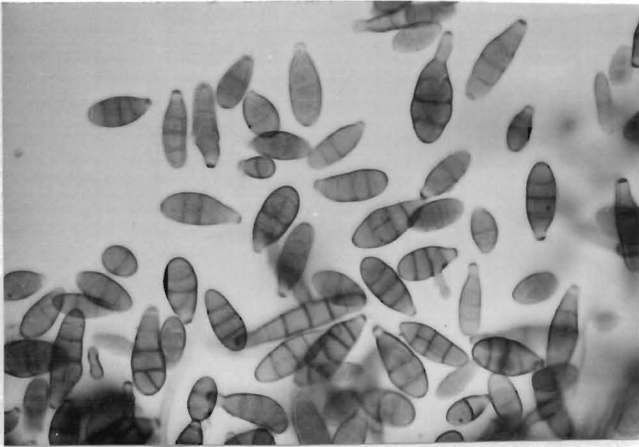


Fig. 18. Conidios de otra *Alternaria* sp.

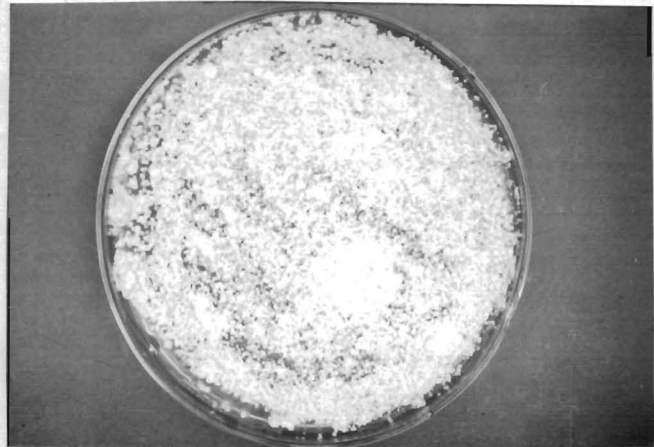


Fig. 19. Cultivo puro de *Neovossia indica*

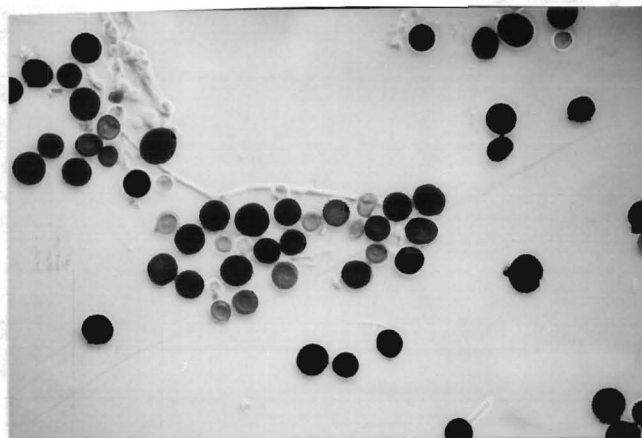


Fig. 20. Teliosporas y células estériles de *Neovossia indica*

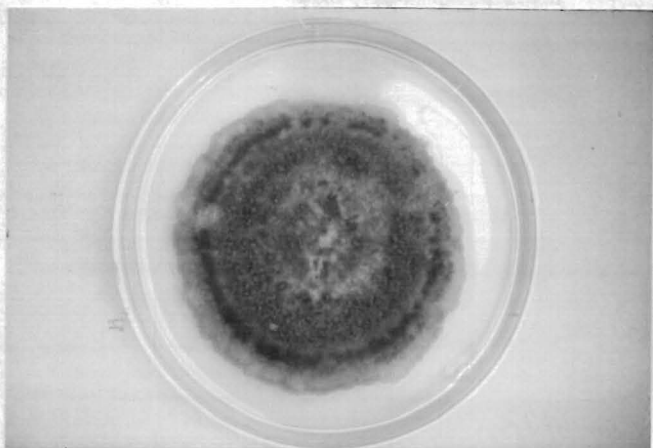


Fig. 21. Colonia de *Ascochyta* sp.

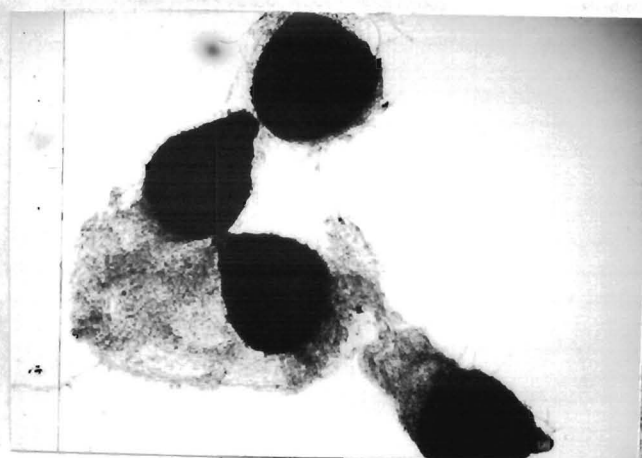


Fig. 22. Picnidios de *Ascochyta* sp.

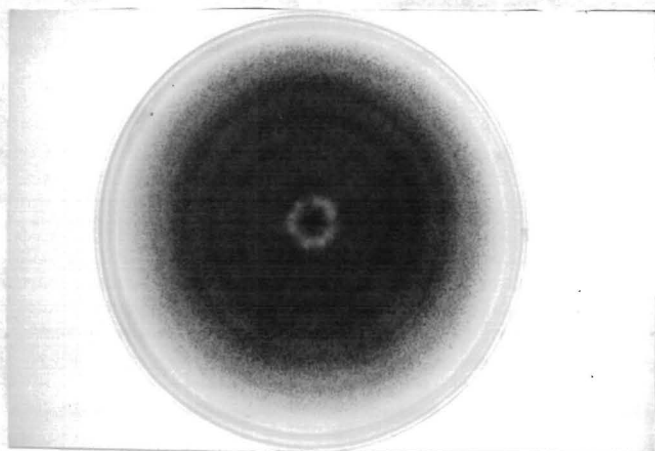


Fig. 23. Colonia de *Phoma* sp.

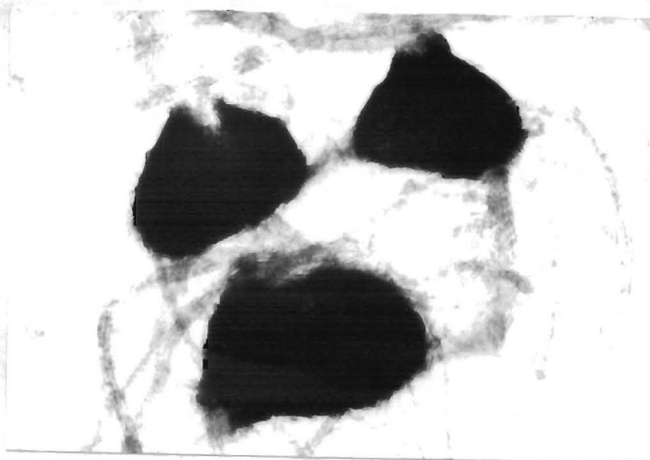


Fig. 24. Picnidios de *Phoma* sp.

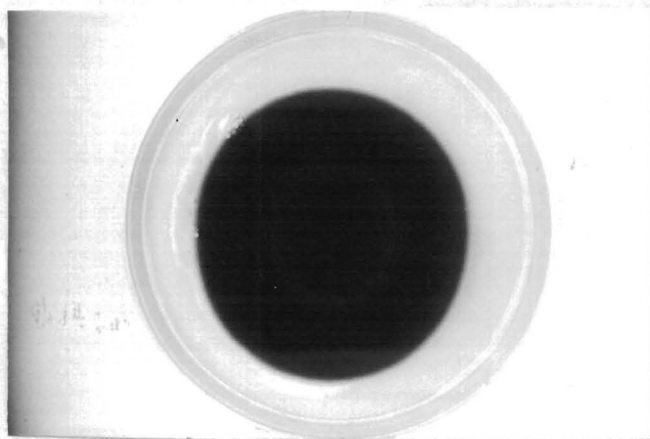


Fig. 25. Cultivo puro de *Cladosporium herbarum*

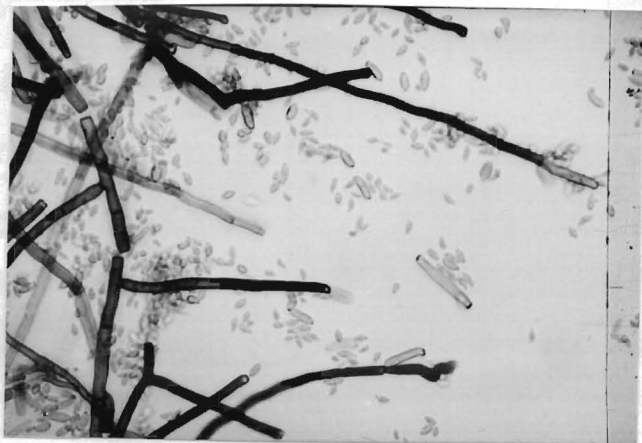


Fig. 26. Tipos de conidios de *Cladosporium herbarum*

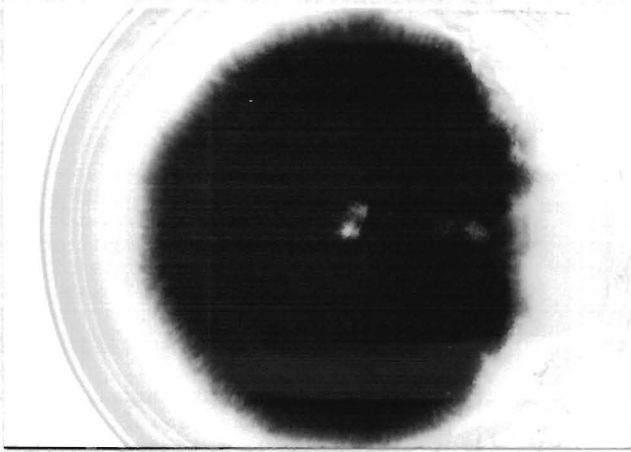


Fig. 27. Cultivo puro de *Curvularia lunata*

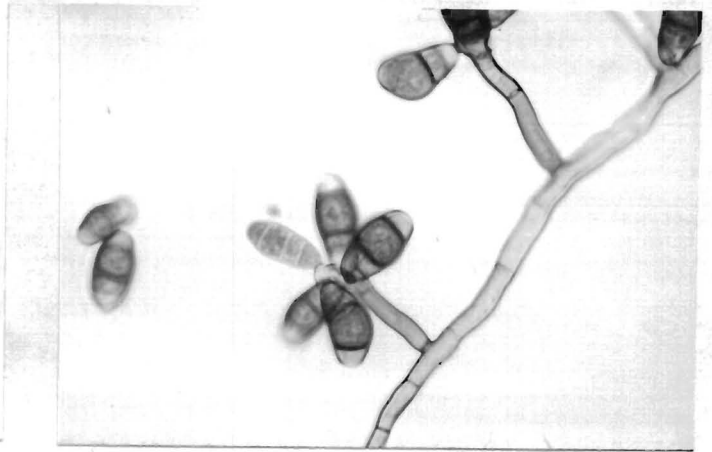


Fig. 28. Conidióforos y conidios de *Curvularia lunata*

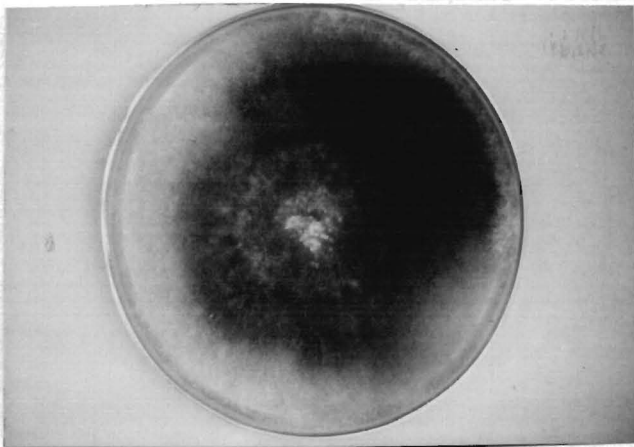


Fig. 29. Colonia de *Nigrospora sp.*

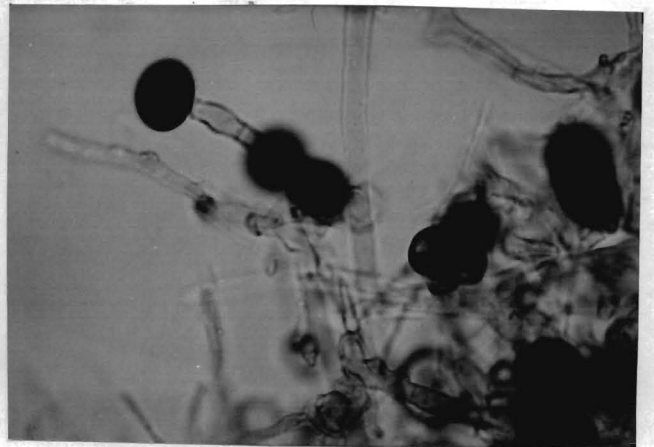


Fig. 30. Conidios de *Nigrospora sp.*

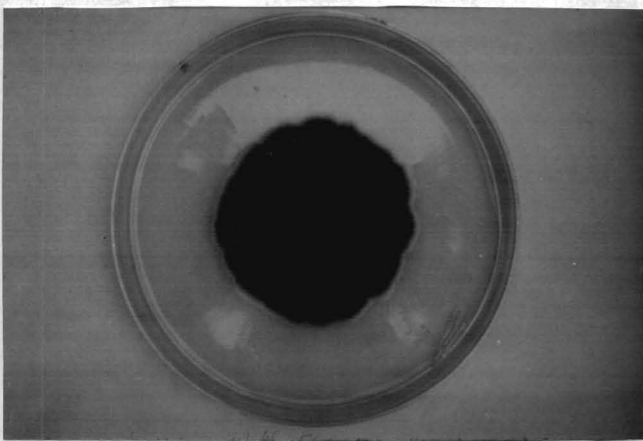


Fig. 31. Colonia de *Ulocladium sp.*



Fig. 32. Conidióforos y conidios de *Ulocladium sp.*

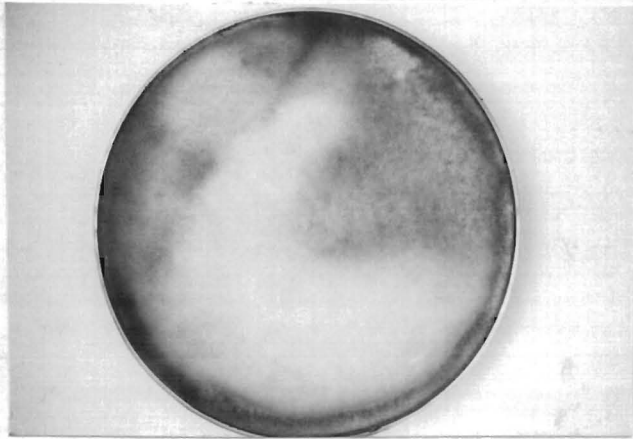


Fig. 33. Cultivo puro de *Botrytis cinerea*



Fig. 34. Conidióforo y conidios de *Botrytis cinerea*

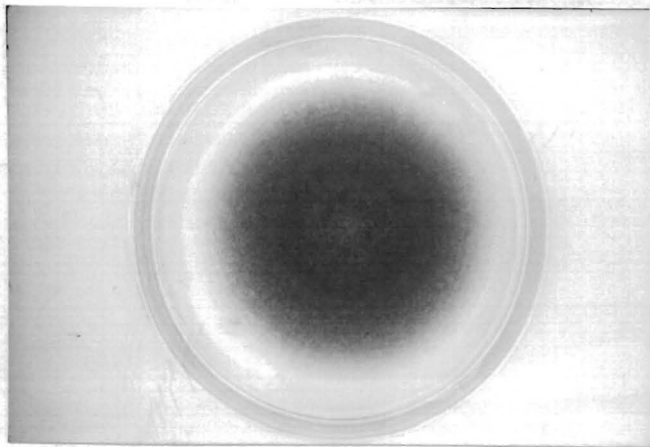


Fig. 35. Colonia de *Aspergillus sp.*

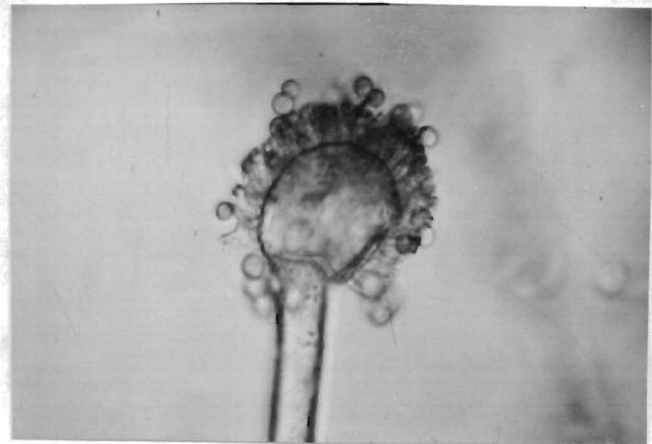


Fig. 36. Conidióforo de *Aspergillus sp.*

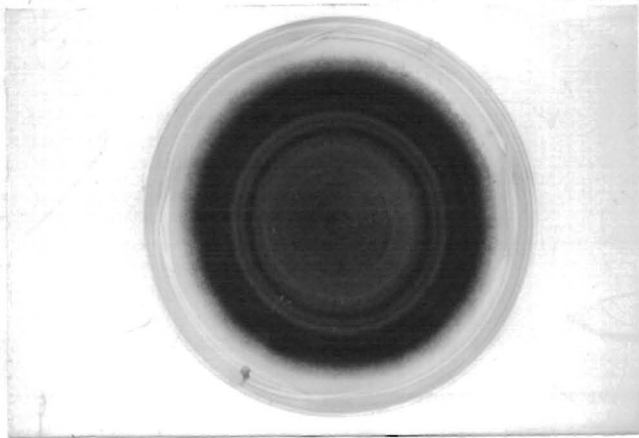


Fig. 37. Colonia de *Penicillium sp.*

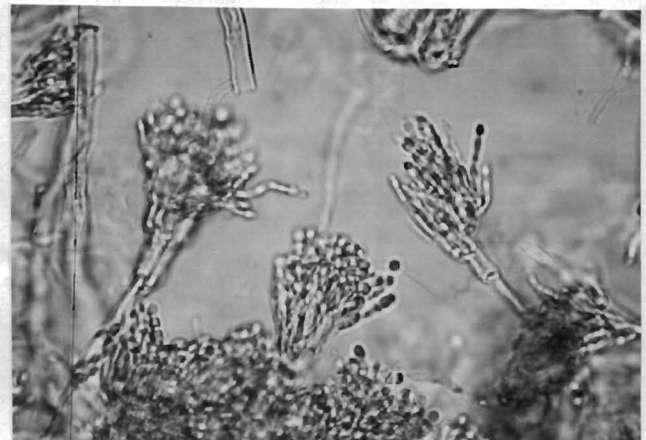


Fig. 38. Conidióforos de *Penicillium sp.*

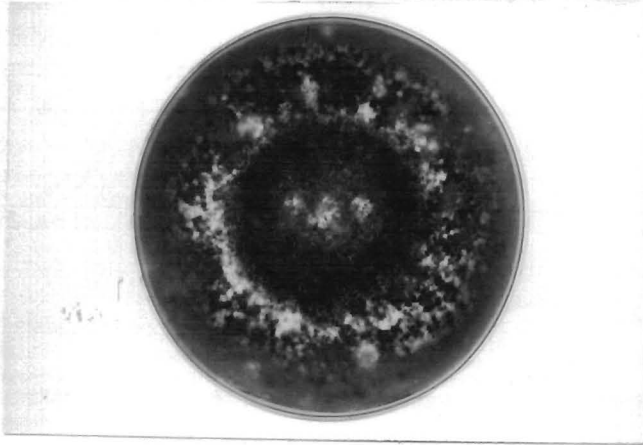


Fig. 39. Cultivo puro de *Epicoccum purpurascens*

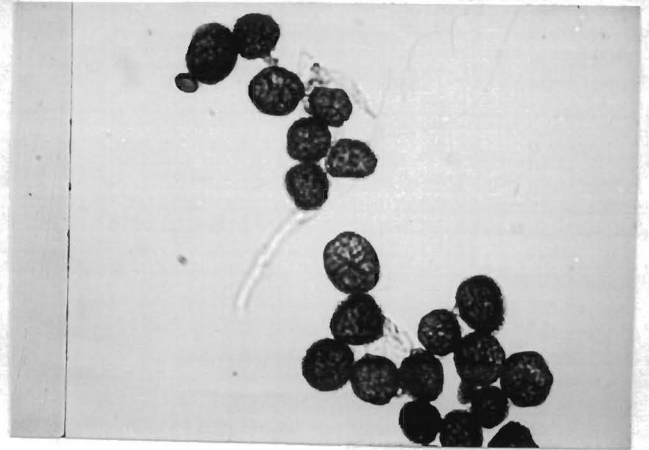


Fig. 40. Conidios de *Epicoccum purpurascens*



Fig. 41. Cultivo puro de *Absidia corymbifera*

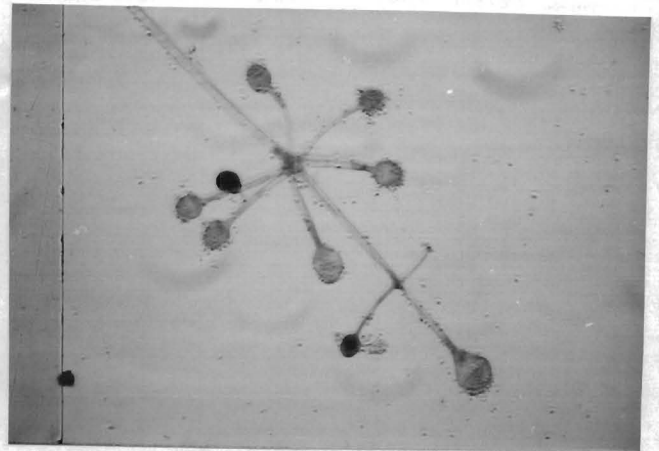


Fig. 42. Esporangioforos de *Absidia corymbifera*

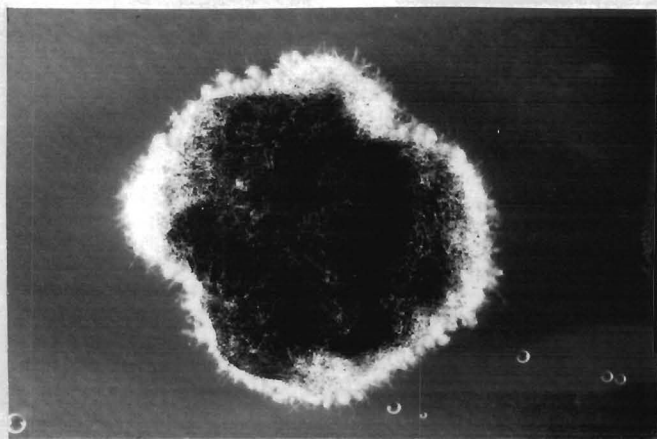


Fig. 43. Cultivo puro de *Memnoniella echinata*

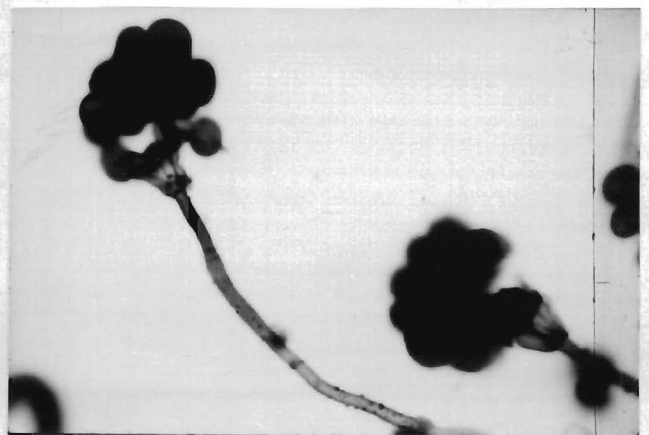


Fig. 44. Conidióforos de *Memnoniella echinata*

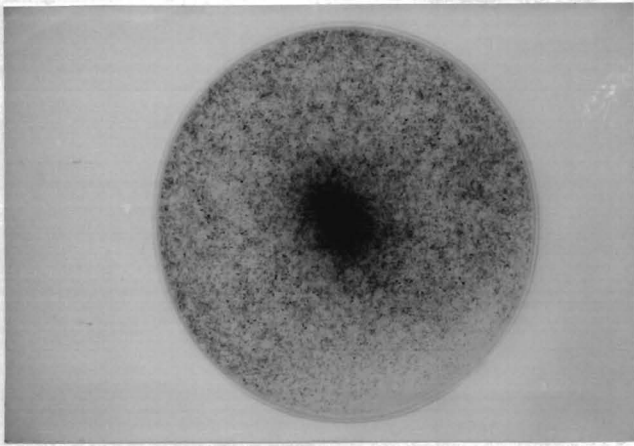


Fig. 45. Colonia de *Rhizopus* sp.

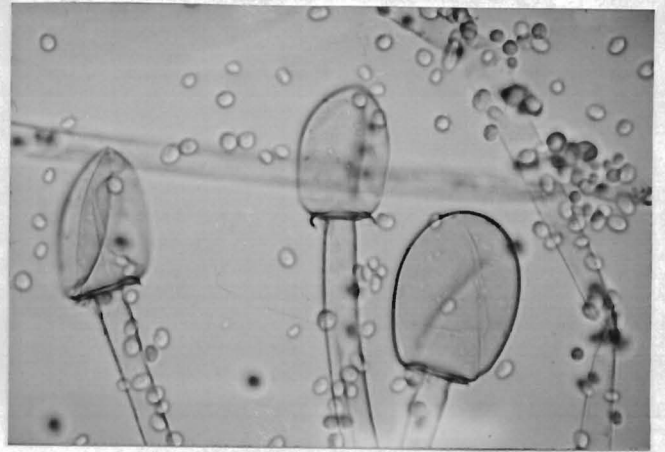


Fig. 46. Esporangios de *Rhizopus* sp.

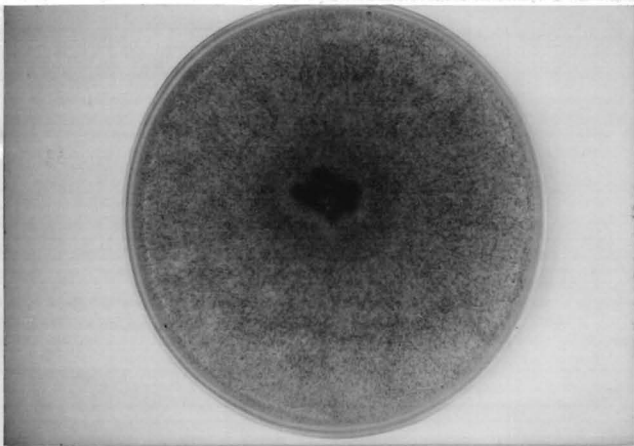


Fig. 47. Otro tipo de colonia de *Rhizopus* sp.



Fig. 48. Esporangióforo de *Rhizopus* sp.

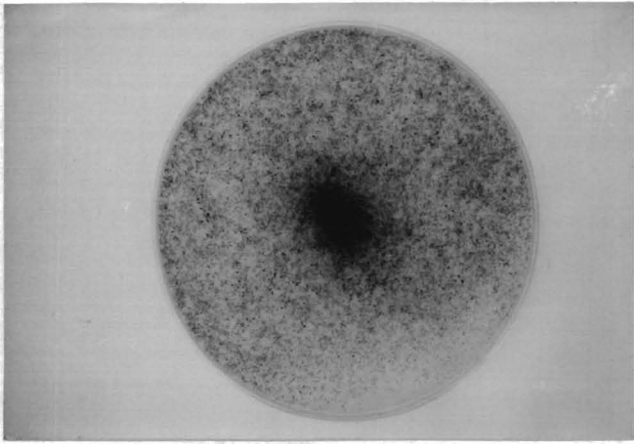


Fig. 45. Colonia de *Rhizopus* sp.

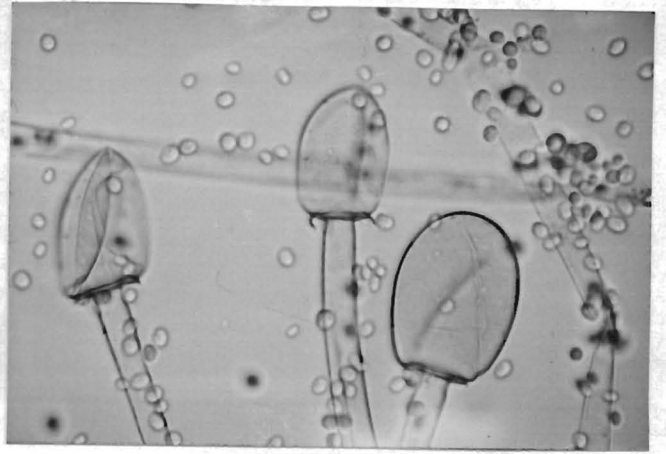


Fig. 46. Esporangios de *Rhizopus* sp.

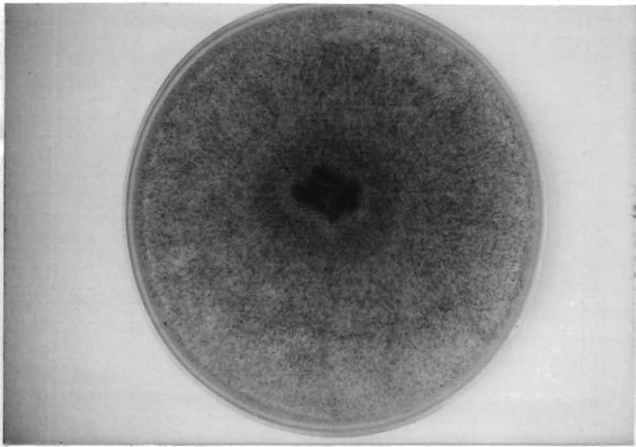


Fig. 47. Otro tipo de colonia de *Rhizopus* sp.

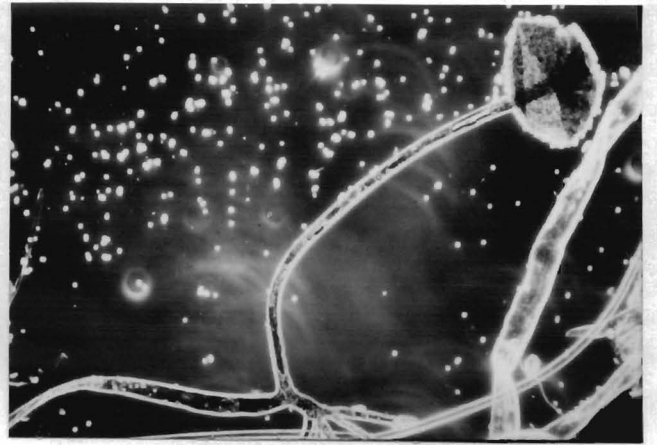


Fig. 48. Esporangióforo de *Rhizopus* sp.

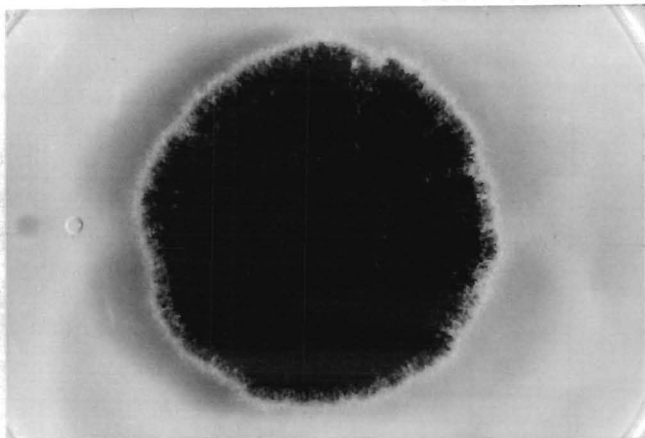


Fig. 49. Colonia de *Stigmella* sp.

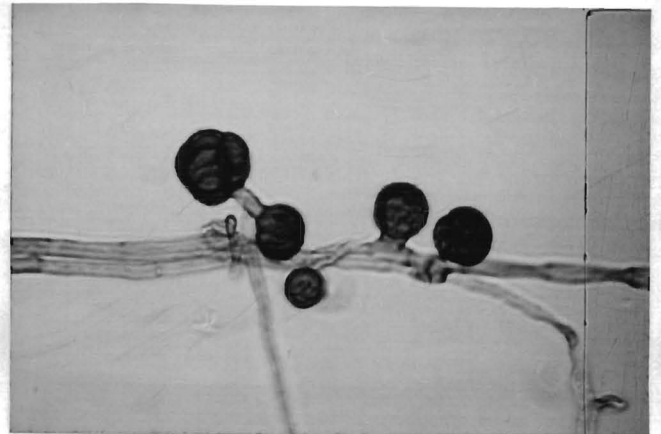


Fig. 50. Conidióforos y conidios de *Stigmella* sp.

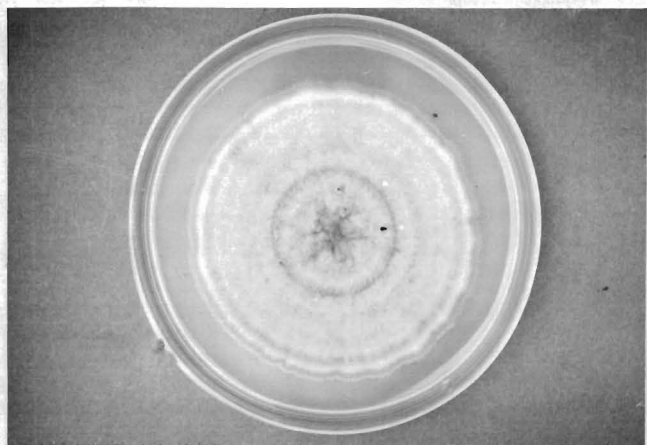


Fig. 51. Colonia de *Chaetophoma* sp.

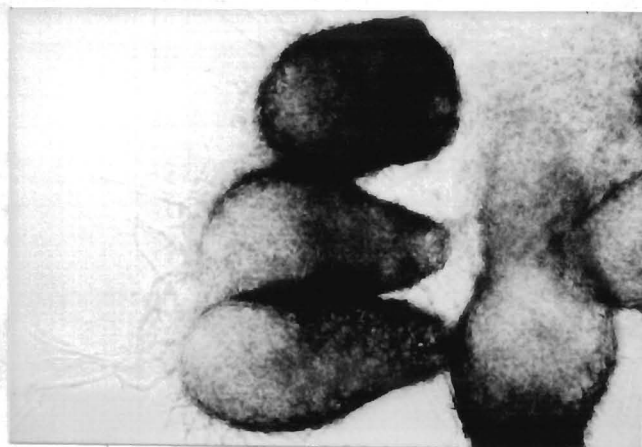


Fig. 52. Picnidios de *Chaetophoma* sp.

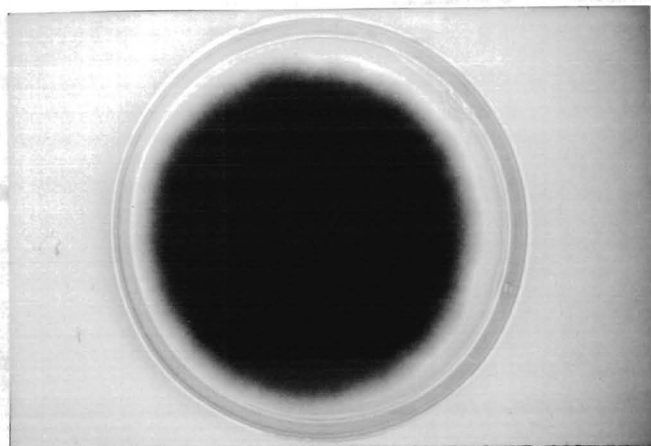


Fig. 53. Colonia de *Stagonospora* sp.

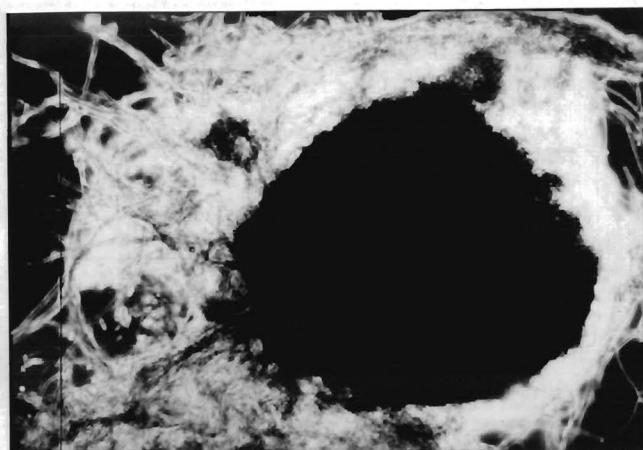


Fig. 54. Picnidio de *Stagonospora* sp.



Fig. 55. Conidióforos de *Gonatobotrys simplex*

Fig. 56. Cultivo puro de *Trichoderma viride*

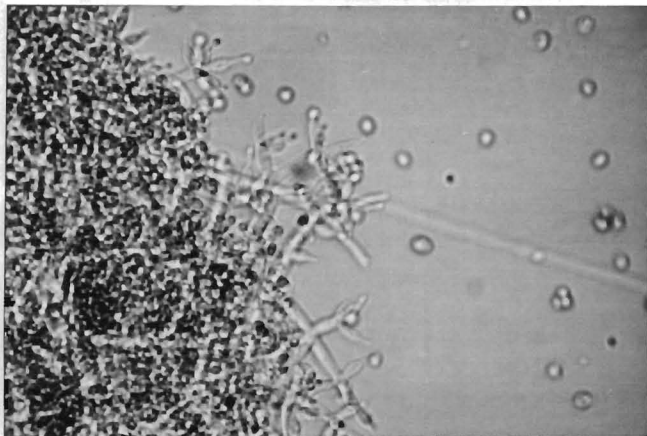
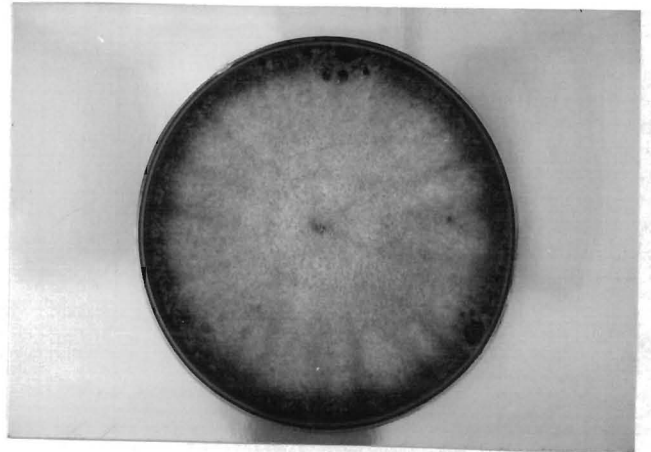


Fig. 57. Conidióforos y conidios de *Trichoderma viride*

4.2. Pruebas de sanidad.

Todos los hongos descritos en el punto 4.1. fueron encontrados en las dos pruebas de sanidad realizadas en este trabajo (crecimiento en PDA y en papel absorbente). En ambas pruebas, los resultados fueron muy similares, razón por la cual se tratarán en forma conjunta; no obstante, el crecimiento en papel absorbente ha sido recomendado para semilla sin tratar y el crecimiento en PDA para semilla tratada y para detectar al género Fusarium con mayor facilidad (Anónimo, 1979).

Los Cuadros 1 y 2 muestran los porcentajes de aparición de cada uno de los hongos hallados en las semillas, así como de las bacterias y de las semillas que se presentaron sanas, en ambos métodos; dichos valores son promedios de los porcentajes de aparición de hongos sobre las 10 variedades de ambas localidades para los 6 tratamientos. En estos cuadros se aprecia que los hongos hallados con mayor frecuencia en el testigo para ambas pruebas y lugares fueron: Alternaria spp., Cladosporium herbarum y Epicoccum purpurascens, hongos que han sido citados como muy frecuentes en pruebas de sanidad hechas en semillas de trigo por varios investigadores (Bhowmik, 1969; Neergaard, 1970; Abou-Heilah, 1984). De estos hongos, Alternaria spp. fueron encontradas en mayor porcentaje en el testigo, tanto con las dos metodologías de trabajo como en las dos localidades; dicho porcentaje fue mayor en el CIANO y muy similar en ambas pruebas. Es probable que parte de este porcentaje se deba a la presencia de A. triticina, patógeno que causa tizones en hojas y espigas de trigo y triticale, y que ya ha sido citado como presente en el Valle del Yaqui (Zillinsky, 1981; citado por Waller, 1981).

La tendencia observada en las tablas de frecuencia, donde todas las variedades se consideran en forma conjunta, se mantiene cuando las variedades se analizan por separado; esto se puede observar en las Figs. 58 y 59, donde la semilla procedente del CIANO está más afectada por Alternaria spp. que la de El Batán, con la excepción de las variedades KEA y PRL, que presentan porcentajes más bajos de aparición en el CIANO.

Con respecto a Cladosporium herbarum (Cuadros 1 y 2), en términos generales, y contrariamente a lo observado en Alternaria spp., sus porcentajes de aparición fueron mayores para El Batán, y ligeramente superiores cuando este hongo creció en papel absorbente. Este comportamiento se mantiene también cuando se analizan las poblaciones de hongos desarrolladas en las variedades en forma individual (Figs. 58 y 59), excepto para KEA en PDA.

Epicoccum purpurascens se presentó en porcentajes relativamente altos y fue más abundante en El Batán para PDA (28.5%) y en el CIANO para papel absorbente (9.6%) (Cuadros 1 y 2). Para cada una de las variedades (Figs. 58 y 59), en general, el testigo en PDA presentó mayor porcentaje de aparición de este hongo en El Batán que en el CIANO, excepto para la variedad URES, donde apareció aproximadamente en un 50% en el CIANO, contra un 5% en El Batán (Fig. 58). Esta tendencia se invierte cuando este hongo crece sobre papel absorbente, excepto en las variedades KEA, PRL y SARA (Fig. 59).

El comportamiento de Alternaria spp., Cladosporium herbarum y Epicoccum purpurascens en relación a la aplicación de productos químicos

será analizado en el punto 4.3.

Helminthosporium sativum no tiene incidencia en las semillas procedentes del CIANO, aunque en El Batán apareció en proporciones relativamente altas y muy similares con ambas metodologías de trabajo (Cuadros 1 y 2); esto se debe a la mayor humedad presente en El Batán, lo que crea condiciones más favorables para el desarrollo de este hongo.

Todos los demás hongos (Cuadros 1 y 2) se presentaron en porcentajes muy bajos en ambas localidades y metodologías pero, pese a esto, son de gran importancia desde el punto de vista fitopatológico y pueden, por tanto, representar una fuente de inóculo importante en la semilla. Tal es el caso de algunas especies de Fusarium, como F. graminearum y F. equiseti, que causan roña de la espiga y pudrición de cuello y raíces (Booth, 1971), y de Neovossia indica; este último se presentó sólo en el CIANO y con muy baja frecuencia (0.1%), debido probablemente a que ninguna de las dos pruebas de sanidad utilizadas fueron las adecuadas para detectar su presencia en las semillas. Este hongo, en cultivo artificial, pierde invariablemente su poder de esporulación y se revierte a la forma micelial (Munjál, 1974); sin embargo, el medio más adecuado para su cultivo es PDA, aunque tarda aproximadamente 3 semanas en alcanzar un crecimiento adecuado (comunicación personal de E. J. Warham, 1986).

Las especies de Fusarium encontradas se presentaron con mayor frecuencia en la prueba de crecimiento en PDA, lo que indica una mayor sensibilidad de dicha prueba para detectar este tipo de hongos; esto

concuerda con lo citado por de Tempe (1973). También en esta prueba se presentaron otros hongos, tales como: Absidia corymbifera, Ascochyta sp., Botrytis cinerea, Curvularia lunata, Helminthosporium spiciferum, Stagonospora sp., Stigmella sp. y Trichoderma viride, los que no se manifestaron en la prueba en papel absorbente. También con respecto a las especies de Fusarium, éstas fueron más abundantes en El Batán que en el CIANO, según mostraron ambas metodologías de trabajo.

Otro hongo encontrado en porcentajes bajos fue Phoma sp.; en ambas pruebas apareció solamente en El Batán (1.0 y 1.2%, en PDA y papel absorbente, respectivamente) (Cuadros 1 y 2). Este patógeno es capaz de causar manchas en hojas y brácteas florales en cereales, en climas templados y húmedos (Zillinsky, 1984).

Resulta conveniente señalar que todos los lotes de semillas con los que se trabajó presentaron bacterias. Estas no fueron identificadas por no formar parte de los objetivos del presente trabajo, aunque sería importante identificarlas con exactitud para determinar si son patógenas o no.

Cuadro 1. Porcentaje promedio de semillas invadidas por hongos y bacterias, y de semillas sanas de trigo, en PDA para los 6 tratamientos, en el CIANO (L1) y El Batán (L2).

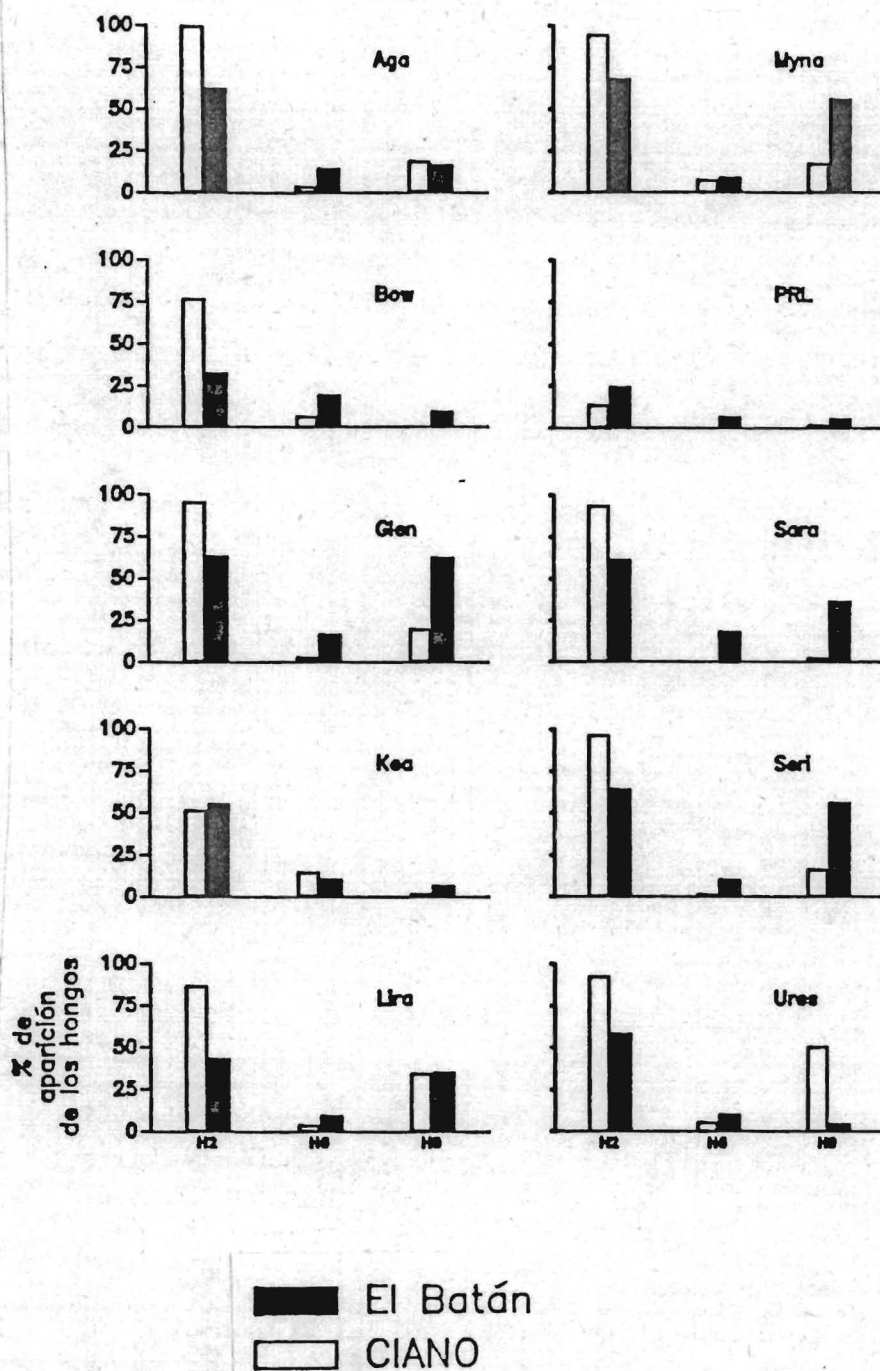
% promedio de semillas invadidas	Testigo		Testigo c/ Des. Sup.*		Thiram		Terrazan		Baytan		Mezcla	
	L1	L2	L1	L2	L1	L2	L1	L2	L1	L2	L1	L2
H 1 Absidia corymbifera	-	-	-	-	-	-	-	-	-	0.1	-	-
H 2 Alternaria spp.	79.5	53.0	67.3	34.4	43.6	21.7	60.7	24.7	80.5	36.4	23.5	11.6
H 3 Ascochyta sp.	-	-	-	-	-	-	-	-	-	0.1	-	-
H 4 Aspergillus spp.	0.3	0.3	-	-	0.1	-	-	0.2	0.3	0.5	-	-
H 5 Botrytis cinerea	0.2	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
H 6 Cladosporium herbarum	4.1	12.1	1.3	2.4	0.4	0.6	22.6	23.5	3.3	4.2	-	0.1
H 7 Curvularia lunata	-	-	-	-	-	-	-	-	0.1	-	-	-
H 8 Chaetophoma sp.	-	-	-	-	-	-	-	-	-	0.4	-	-
H 9 Epicoccum purpurascens	15.8	28.5	5.6	13.7	-	-	5.5	1.3	10.5	10.8	-	-
H10 Fusarium equiseti	-	0.1	-	1.2	0.3	0.3	-	0.1	-	0.1	-	-
H11 Fusarium graminearum	-	0.2	-	0.2	-	-	-	-	-	0.8	-	-
H12 Fusarium moniliforme	-	-	-	-	-	-	0.3	-	-	-	-	-
H13 Fusarium oxysporum	0.1	0.1	0.2	0.3	-	-	0.3	0.1	0.2	-	-	-
H14 Fusarium spp.	-	0.4	-	-	-	-	-	-	-	0.2	-	-
H15 Gonatobotrys simplex	-	0.7	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
H16 Helminthosporium cynodontis	-	0.1	-	0.1	-	-	-	-	-	-	-	-
H17 Helminthosporium sativum	-	11.0	-	9.0	0.1	3.6	-	0.1	-	1.5	-	0.1
H18 Helminthosporium spiciferum	-	0.1	-	0.2	-	0.1	-	-	0.1	-	-	-
H19 Memnoniella echinata	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
H20 Neovossia indica	0.1	-	-	-	-	-	0.1	-	-	-	-	-
H21 Nigrospora sp.	-	-	-	-	-	-	-	-	-	0.2	-	-
H22 Penicillium spp.	1.1	1.0	-	-	-	0.2	0.1	1.7	1.3	1.2	2.4	0.1
H23 Phoma sp.	-	1.0	-	1.1	-	-	-	-	-	1.1	-	-
H24 Rhizopus spp.	1.8	1.8	-	-	0.2	0.6	0.1	0.4	1.1	4.4	-	-
H25 Stagonospora sp.	-	-	-	-	-	-	-	-	-	0.1	-	-
H26 Stigmella sp.	-	-	-	-	-	-	-	-	-	0.1	-	-
H27 Trichoderma viride	-	-	-	-	-	-	-	0.1	0.1	0.1	-	-
H28 Ulocladium sp.	-	0.2	-	0.2	-	-	-	-	-	-	-	-
H29 Bacterias	0.2	8.7	0.1	1.1	0.3	1.0	3.3	39.4	1.0	11.1	1.3	3.8
H30 Sanas	11.3	7.9	28.8	42.6	55.1	72.3	23.3	35.1	11.6	31.5	73.5	84.4

* Desinfección superficial con hipoclorito de sodio al 1% durante 5 minutos

Cuadro 2. Porcentaje promedio de semillas invadidas por hongos y bacterias, y de semillas sanas de trigo, en papel absorbente para los 6 tratamientos, en el CIANO (L1) y El Batán (L2).

% promedio de semillas invadidas	Testigo		Testigo c/ Des. Sup.*		Thiram		Terrazan		Baytan		Mezcla	
	L1	L2	L1	L2	L1	L2	L1	L2	L1	L2	L1	L2
	H 1 Absidia corymbifera	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
H 2 Alternaria spp.	75.2	43.4	63.0	28.3	33.1	6.4	45.9	19.1	65.0	28.8	2.7	4.0
H 3 Ascochyta sp.	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
H 4 Aspergillus spp.	0.3	0.1	0.1	-	0.1	-	-	0.5	0.4	0.2	-	-
H 5 Botrytis cinerea	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
H 6 Cladosporium herbarum	8.8	19.1	2.2	5.0	2.2	0.9	17.7	15.8	5.5	0.6	0.1	-
H 7 Cladosporium lunata	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
H 8 Chaetophoma sp.	-	0.1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
H 9 Epicoccum purpurascens	9.6	5.5	6.2	3.2	1.8	0.6	2.0	4.0	1.7	2.7	0.1	0.1
H10 Fusarium equiseti	-	0.1	-	0.1	-	-	-	-	-	-	-	-
H11 Fusarium graminearum	-	-	-	0.1	-	-	-	-	-	-	-	-
H12 Fusarium moniliforme	-	-	0.1	-	-	-	-	-	-	-	-	-
H13 Fusarium oxysporum	-	-	-	-	-	-	0.1	0.1	-	-	-	-
H14 Fusarium spp.	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
H15 Gonatobotrys simplex	-	3.6	-	0.3	-	-	-	0.1	-	0.1	-	-
H16 Helminthosporium cynodontis	-	-	-	0.4	-	-	-	-	-	-	-	-
H17 Helminthosporium sativum	0.1	14.7	0.1	16.0	0.1	3.7	-	9.5	-	2.8	-	0.4
H18 Helminthosporium spiciferum	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
H19 Memnoniella echinata	-	-	-	-	-	-	-	-	0.1	-	-	-
H20 Neovossia indica	0.1	-	0.1	-	-	-	-	-	-	-	-	-
H21 Nigrospora sp.	-	-	0.2	0.1	-	-	-	-	-	-	-	-
H22 Penicillium spp.	0.4	0.2	0.4	-	-	-	0.8	0.9	0.9	0.6	-	-
H23 Phoma sp.	-	1.2	-	0.8	-	0.1	-	0.6	-	0.2	-	0.1
H24 Rhizopus spp.	2.0	0.2	-	-	-	-	0.2	1.4	1.4	0.2	-	-
H25 Stagonospora sp.	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
H26 Stigmella sp.	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
H27 T. viride	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
H28 Ulocladium sp.	-	-	-	0.1	-	-	-	-	-	-	-	-
H29 Bacterias	1.1	4.2	1.9	8.3	2.4	10.9	0.9	10.9	1.5	15.8	5.0	10.6
H30 Sanas	13.0	22.9	27.8	41.1	61.0	77.9	37.3	40.3	27.4	48.9	92.1	84.8

* Desinfección superficial con hipoclorito de sodio al 1% durante 5 minutos.



- Fig. 58. Porcentaje de *Alternaria* spp. (H2), *Cladosporium herbarum* (H6) y *Epicoccum purpurascens* (H9) en semilla no tratada, en PDA, para cada variedad en las dos localidades.

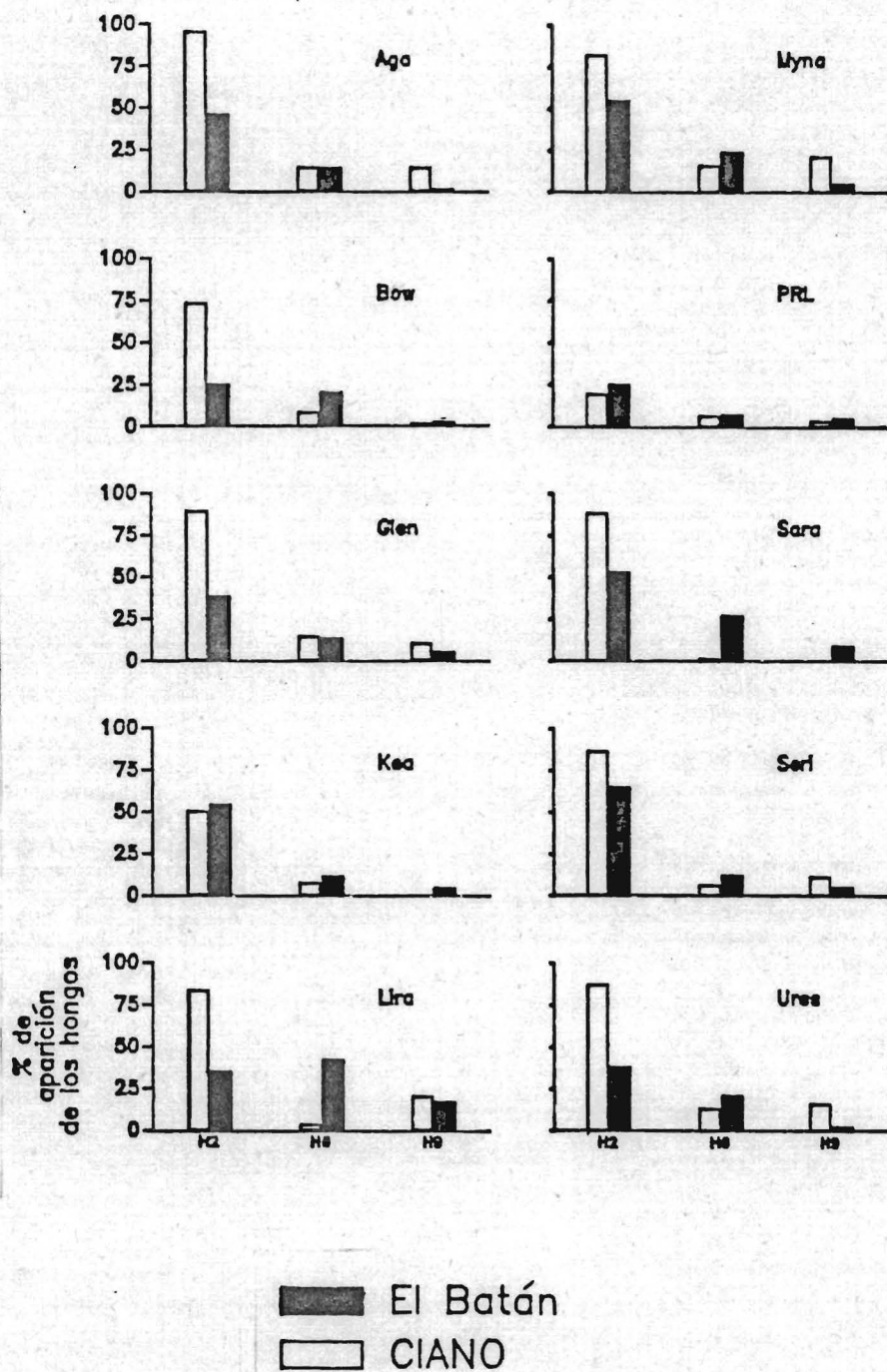


Fig. 59. Porcentaje de *Alternaria* spp. (H2), *C. herbarum* (H6) y *E. purpurascens* (H9) en semilla no tratada, en papel absorbente, para cada variedad en las dos localidades.

4.3. Tratamientos químicos a la semilla.

Los productos químicos que se utilizaron en este trabajo son analizados en relación a su efectividad para eliminar la micoflora presente en las semillas y en relación al efecto sobre la germinación, ya que se han encontrado efectos fitotóxicos de algunos fungicidas sistémicos sobre ésta; tal es el caso del Baytan que aplicado a semilla de trigo resultó fitotóxico y redujo el número de plántulas significativamente (Reed et al., 1983).

4.3.1. Efectividad de los tratamientos químicos para eliminar la micoflora de las semillas.

En la prueba en PDA (Cuadro 1), la mezcla de fungicidas logró un mayor porcentaje de semilla sana, seguida en orden de importancia por Thiram, desinfección superficial, Terrazan y Baytan. Para la prueba en papel absorbente (Cuadro 2), también la mezcla y Thiram fueron los más efectivos, y los otros productos químicos (Terrazan, Baytan y desinfección superficial) presentaron un comportamiento muy similar, aunque no fueron tan efectivos.

En el crecimiento en PDA, la mezcla logró un 73.5% de semilla sana procedente del CIANO y un 84.4% en la de El Batán; las semillas afectadas presentaron Alternaria spp., Penicillium spp. y bacterias en el CIANO, en tanto que en El Batán se detectó Alternaria spp., Cladosporium herbarum, Helminthosporium sativum, Penicillium spp. y

bacterias. En la prueba en papel absorbente, la semilla sana del CIANO representó el 92.1%, encontrándose Alternaria spp., Cladosporium herbarum, Epicoccum purpurascens y bacterias; en El Batán hubo un 84.8% de semilla sana y en el resto se presentó Alternaria spp., Epicoccum purpurascens, Helminthosporium sativum, Phoma sp. y bacterias.

Williams (1982) trató semilla con una mezcla de Baytan y Thiram para controlar Ustilago tritici, Alternaria sp., Fusarium sp., Helminthosporium sp. y Pythium sp., y logró un control completo acompañado de una buena emergencia. En otro estudio, la combinación de un fungicida sistémico con Thiram mejoró el espectro de hongos controlados (Fusarium sp., Helminthosporium sp. y Alternaria sp.), en tanto que el Thiram aplicado solo no resultó muy efectivo (Smith et al., 1979). Jones y Collins (1978) trabajaron con varios compuestos químicos, entre ellos Baytan y encontraron que ninguno controló la flora fúngica presente en semilla de trigo (Alternaria sp., Fusarium sp., Helminthosporium sativum, Epicoccum sp. y Cladosporium sp.).

Con respecto a Alternaria spp., se puede afirmar que, si bien ninguno de los productos químicos probados en este trabajo lo eliminó por completo, el tratamiento más efectivo fue la mezcla de fungicidas, seguida en efectividad por Thiram, Terrazan, desinfección superficial y, por último, y muy similar al testigo, se encontró Baytan; estas tendencias se mantuvieron en ambas pruebas, lo que concuerda parcialmente con lo obtenido por los investigadores arriba mencionados.

Cladosporium herbarum y Epicoccum purpurascens son eliminados parcialmente con la desinfección superficial, pero los fungicidas más efectivos para ambos hongos fueron la mezcla y Thiram. Terrazan y Baytan resultaron poco efectivos, debido a que el primero de ellos, en relación a Cladosporium herbarum, no sólo no lo controló sino que posiblemente estimuló su crecimiento, ya que comparado con el testigo presentó una diferencia en porcentaje de 18.5% para CIANO y 11.4% para El Batán, en PDA; en papel absorbente, esta tendencia sólo se presentó en el CIANO. El comportamiento de estos dos hongos se mantuvo en ambas metodologías y localidades.

Otros hongos de importancia fitopatológica, tales como algunas especies de Fusarium, Helminthosporium sativum, Phoma sp. y Neovossia indica, se presentaron cuando la semilla fue tratada con los diferentes productos químicos; sin embargo, la mezcla logró controlar a todos, excepto a H. sativum y Phoma sp. Es probable que lo anterior sea debido a que el porcentaje de aparición de estos dos patógenos en la semilla fue muy bajo y, por tanto, la efectividad de los productos utilizados resultó difícil de evaluar.

Si bien el Terrazan (PCNB) ha sido recomendado como tratamiento a la semilla contra Neovossia indica (Fuentes et al., 1983), esporas de este hongo fueron encontradas en semillas tratadas con dicho producto; sin embargo, esto no significa que el producto no haya controlado el patógeno, ya que su principal modo de acción es la supresión de la germinación de esporas y, en este trabajo, no se verificó la viabilidad de las mismas por no ser parte de los objetivos planteados.

Las figuras 60 a 69 muestran los histogramas de los tres hongos de mayor aparición en cada una de las variedades tratadas con los diferentes fungicidas, en ambas pruebas y lugares. En dichas figuras se aprecia que los productos químicos más efectivos para estos tres hongos fueron la mezcla (Figs. 68 y 69) y Thiram (Figs. 62 y 63), y los menos efectivos Baytan (Figs. 66 y 67) y Terrazan (Figs. 64 y 65); la desinfección superficial (Figs. 60 y 61) eliminó en cierta proporción a Cladosporium herbarum y Epicoccum purpurascens, pero no fue así con Alternaria spp. La mezcla de fungicidas fue muy efectiva en la eliminación de C. herbarum y E. purpurascens, aunque no eliminó completamente a Alternaria spp. Los porcentajes de aparición de estos tres hongos, hallados en semillas tratadas con Baytan, fueron muy similares a los hallados en semilla no tratada, lo que podría indicar su ineficiencia para controlar dicha micoflora cuando es aplicado solo. Quizá, al formar parte de la mezcla, interactúe con los otros dos fungicidas y contribuya en algo a la eficiencia de la mezcla.

Para el hongo Cladosporium herbarum se realizó el análisis de varianza y lo más relevante de éste fue que no hubo diferencia significativa entre metodologías, es decir, que en PDA y en papel absorbente los porcentajes de aparición de este hongo fueron prácticamente iguales.

Debido a la importancia fitopatológica del género Alternaria, ya que muy probablemente las especies A. triticina y A. tenuis estén presentes, por lo menos en el CIANO, se realizó el análisis de varianza para este hongo, el que se presenta en el Cuadro 3.

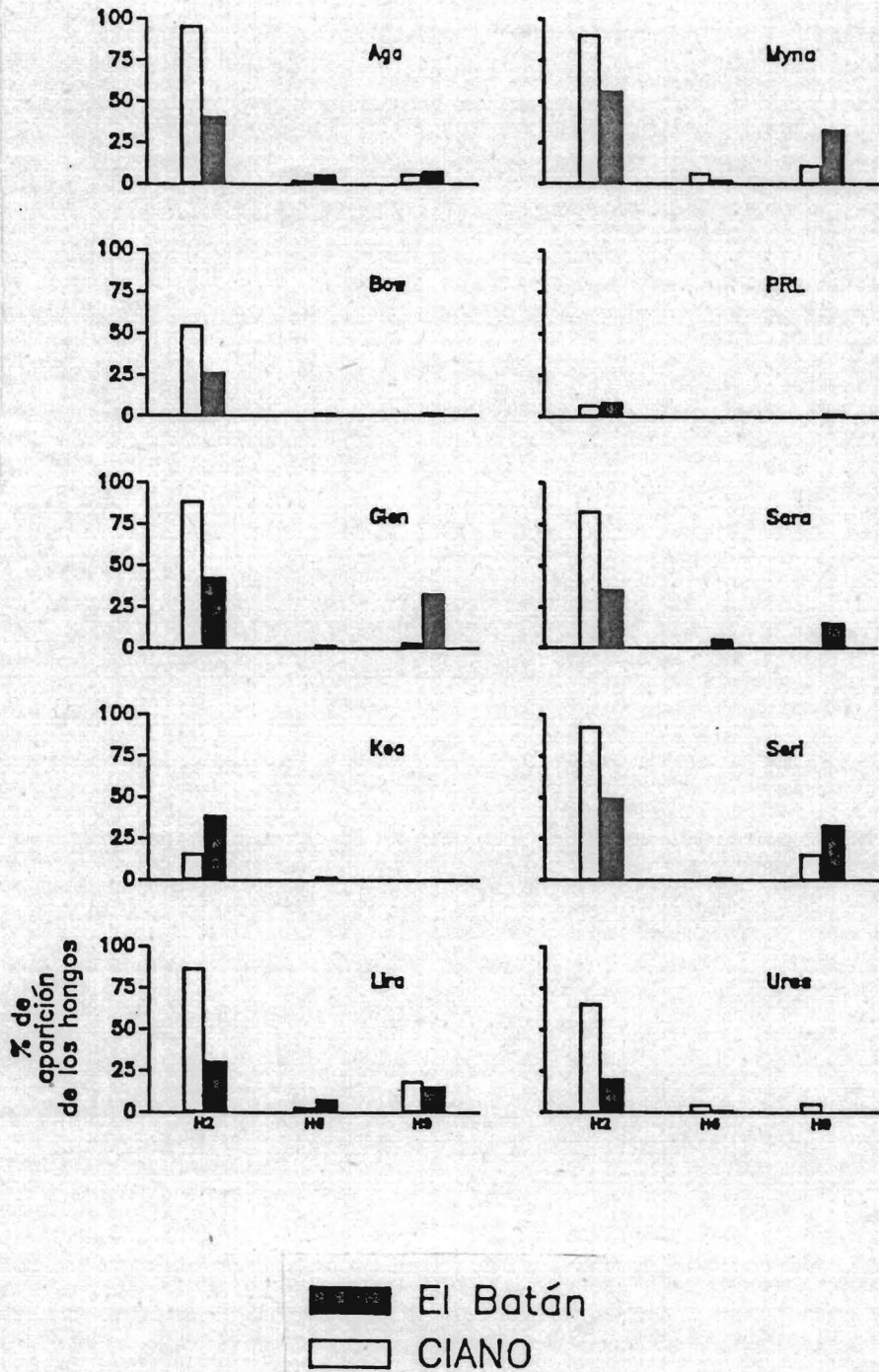


Fig. 60. Porcentaje de *Alternaria* spp. (H2), *Cladosporium herbarum* (H6) y *Epicoccum purpurascens* (H9) en semilla no tratada con desinfección superficial, en PDA, para cada variedad de las dos localidades.

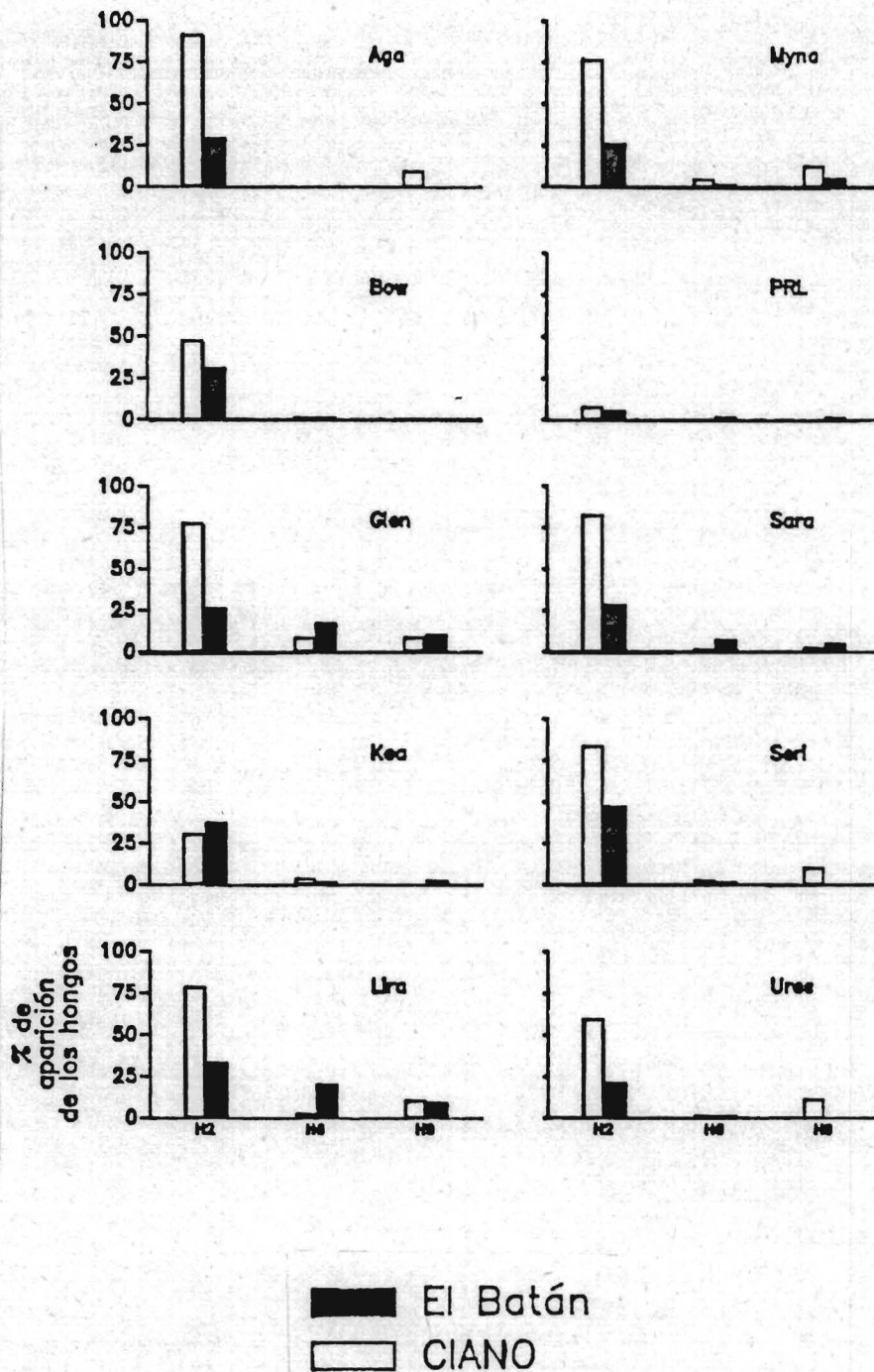


Fig. 61. Porcentaje de *Alternaria* spp. (H2), *C. herbarum* (H6) y *E. purpurascens* (H9) en semilla no tratada con desinfección superficial, en papel absorbente, para cada variedad de las dos localidades.

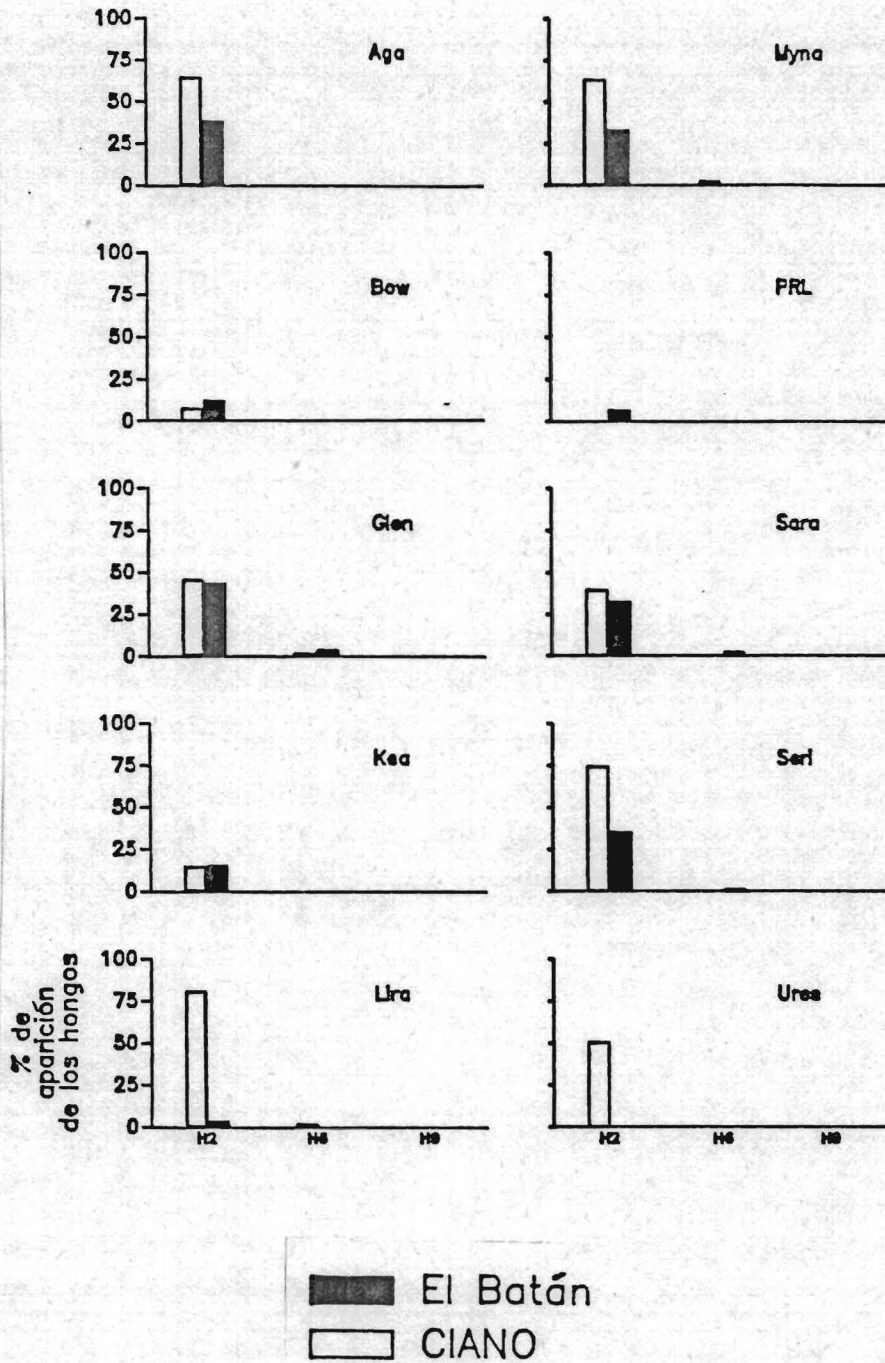


Fig. 62. Porcentaje de *Alternaria* spp. (H2), *Cladosporium herbarum* (H6) y *Epicoccum purpurascens* (H9) en semilla tratada con Thiram, en PDA, para cada variedad de las dos localidades.

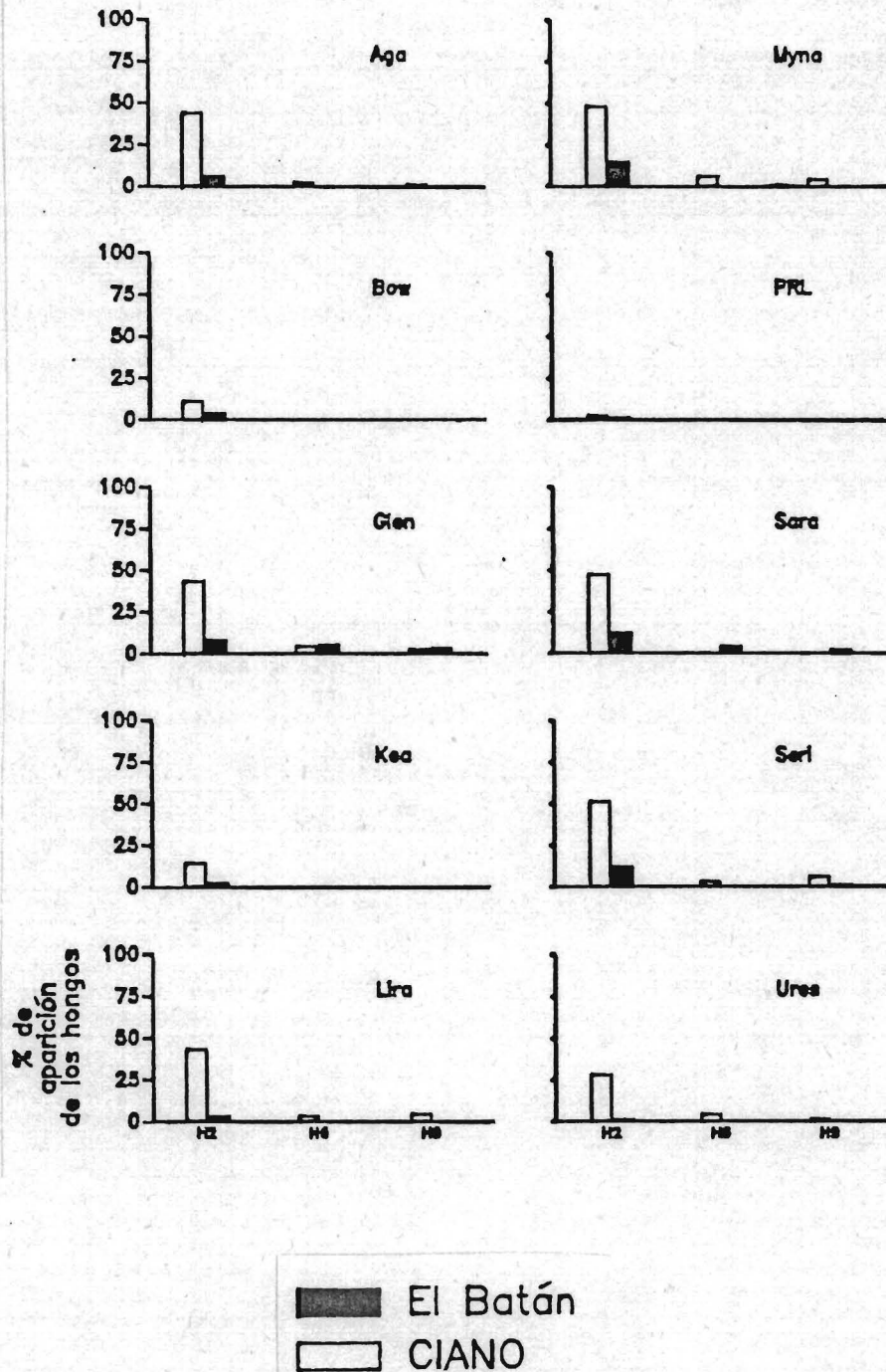


Fig. 63. Porcentaje de *Alternaria* spp. (H2), *C. herbarum* (H6) y *E. purpurascens* (H9) en semilla tratada con Thiram, en papel absorbente, para cada variedad de las dos localidades.

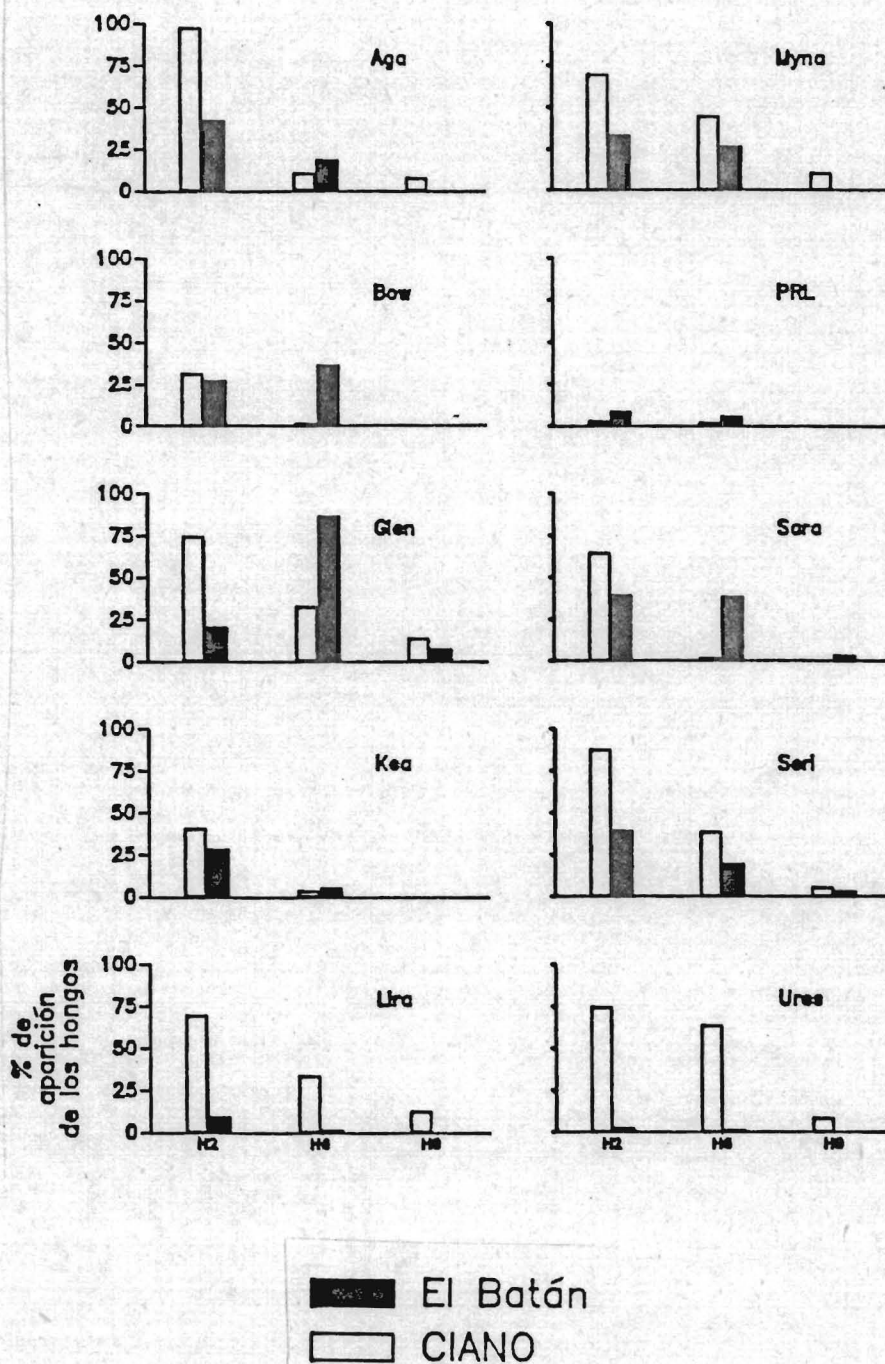


Fig. 64. Porcentaje de *Alternaria* spp. (H2), *Cladosporium herbarum* (H6) y *Epicoccum purpurascens* (H9) en semilla tratada con Terrazan, en PDA, para cada variedad de las dos localidades.

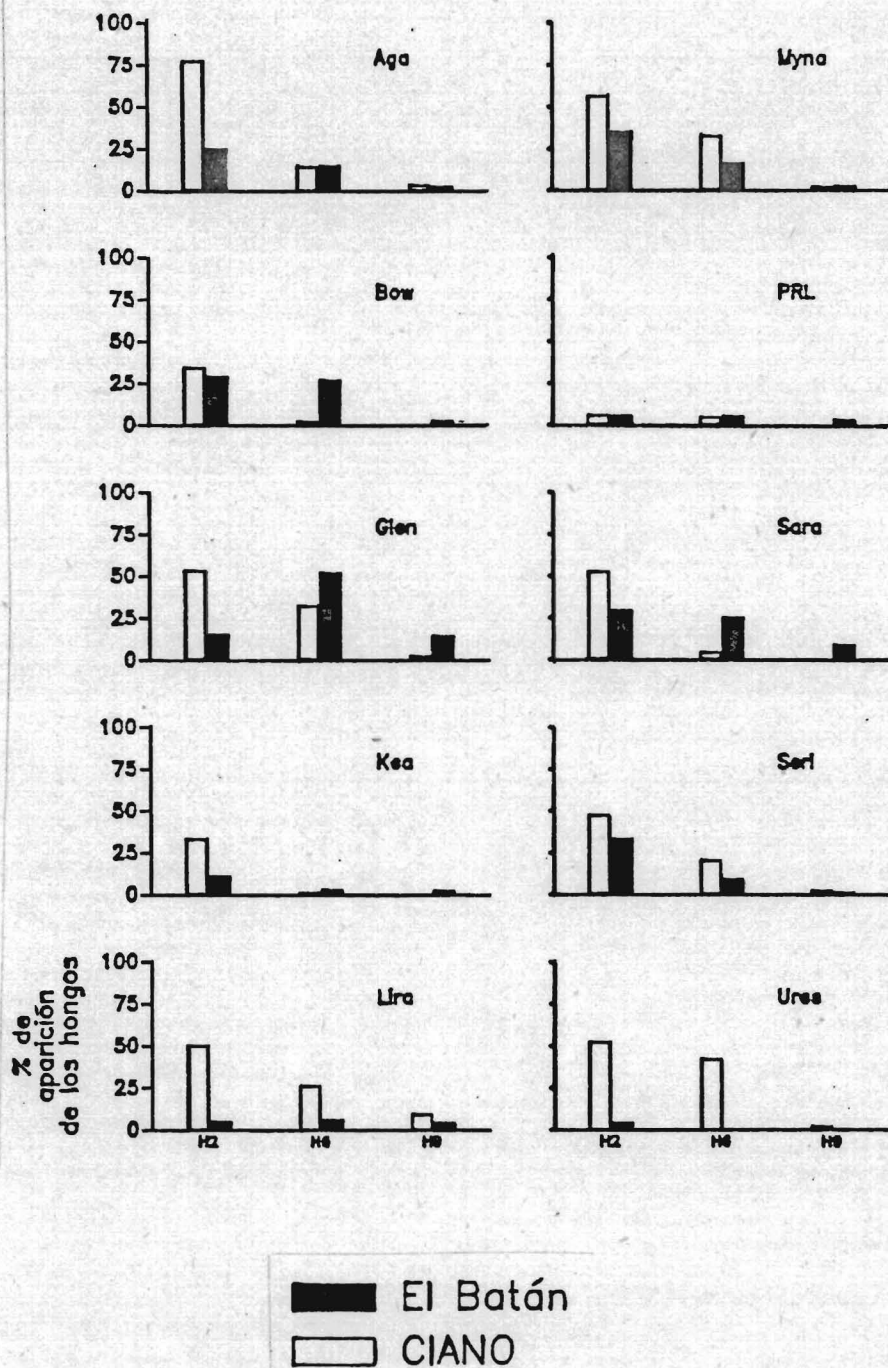


Fig. 65. Porcentaje de *Alternaria* spp. (H2), *C. herbarum* (H6) y *E. purpurascens* (H9) en semilla tratada con Terrazan, en papel absorbente, para cada variedad de las dos localidades.

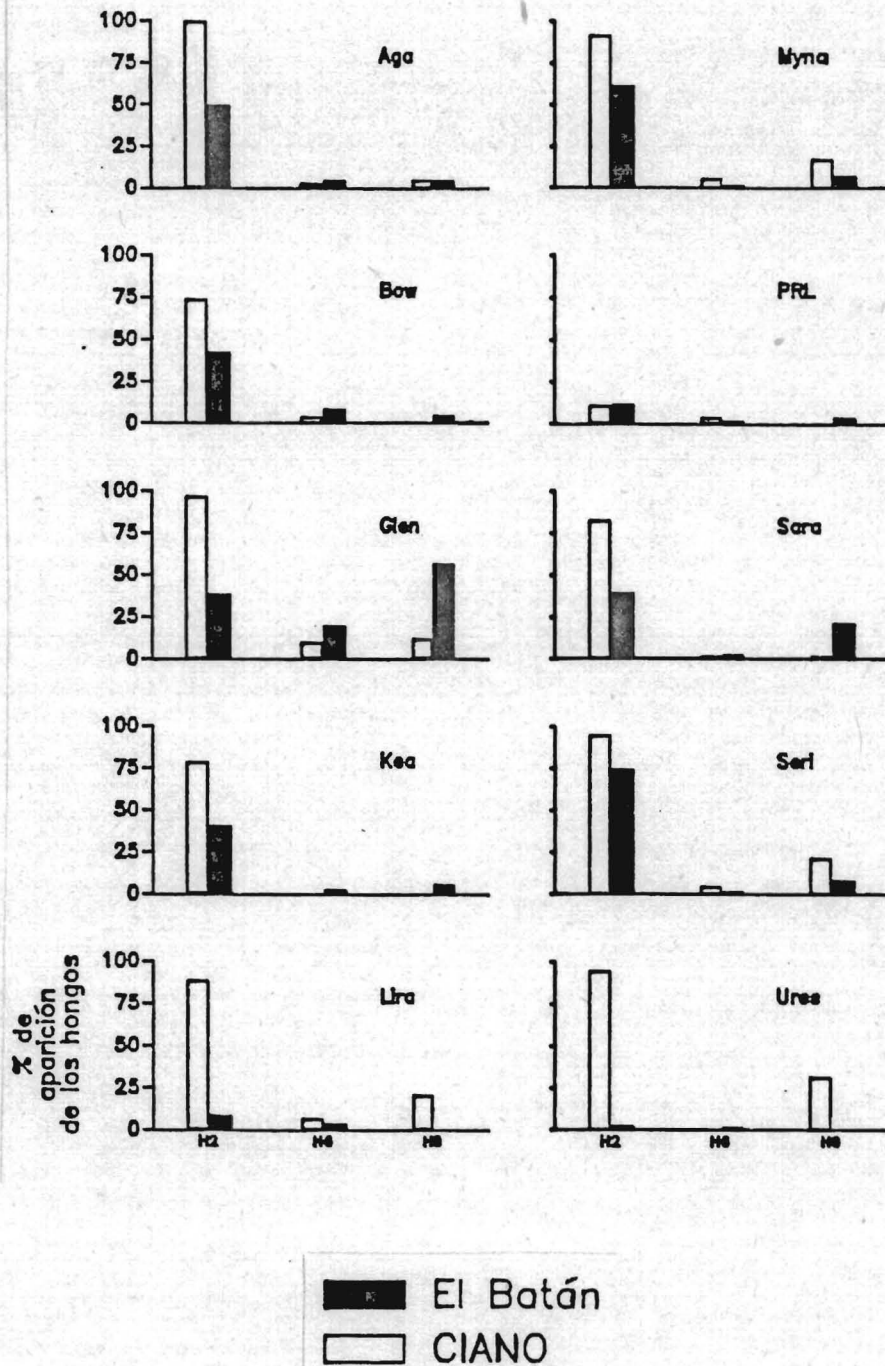


Fig. 66. Porcentaje de *Alternaria* spp. (H2), *Cladosporium herbarum* (H6) y *Epicoecum purpurascens* (H9) en semilla tratada con Baytan, en PDA, para cada variedad de las dos localidades.

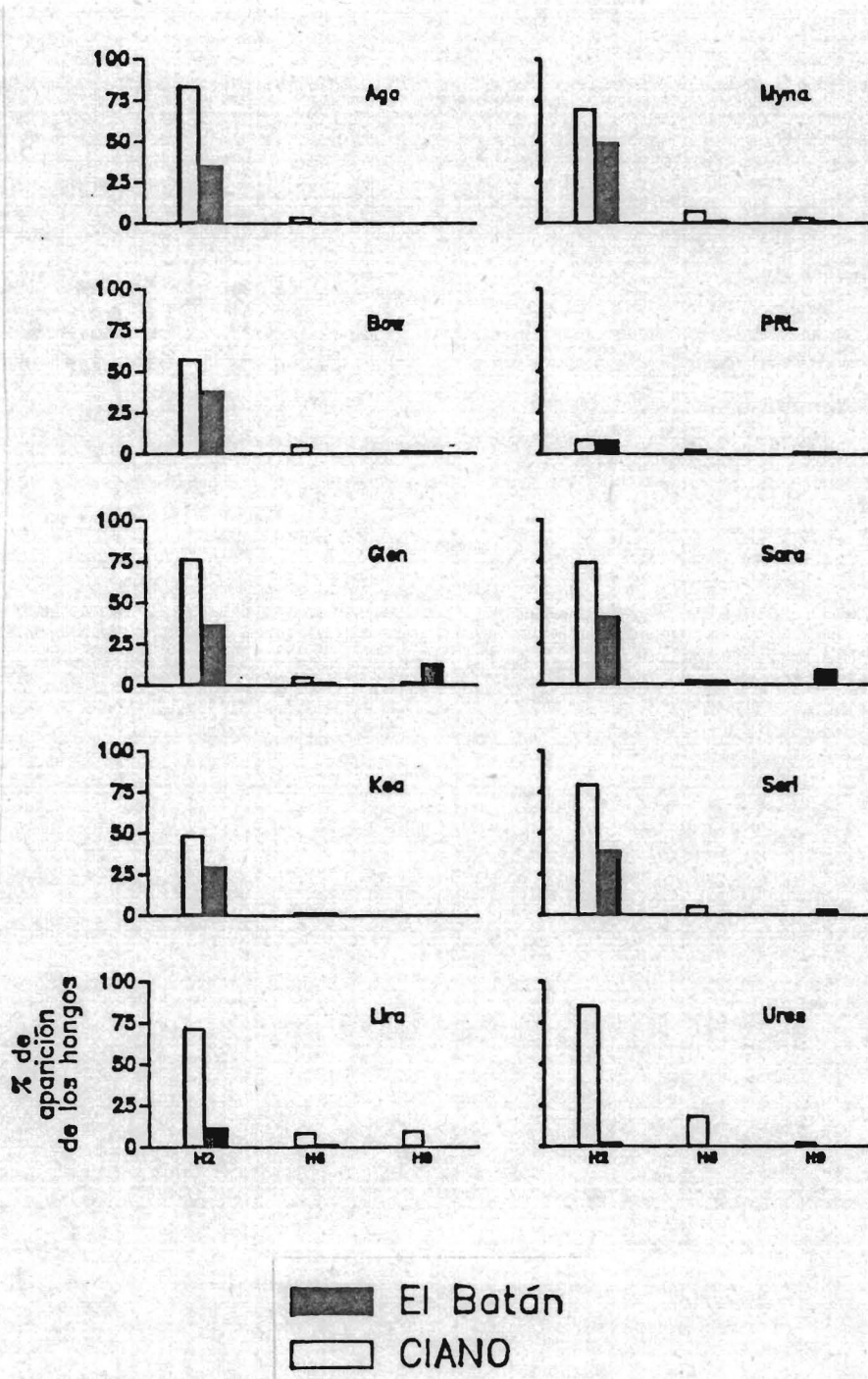


Fig. 67. Porcentaje de *Alternaria* spp. (H2), *C. herbarum* (H6) y *E. purpurascens* (H9) en semilla tratada con Baytan, en papel absorbente, para cada variedad de las dos localidades.

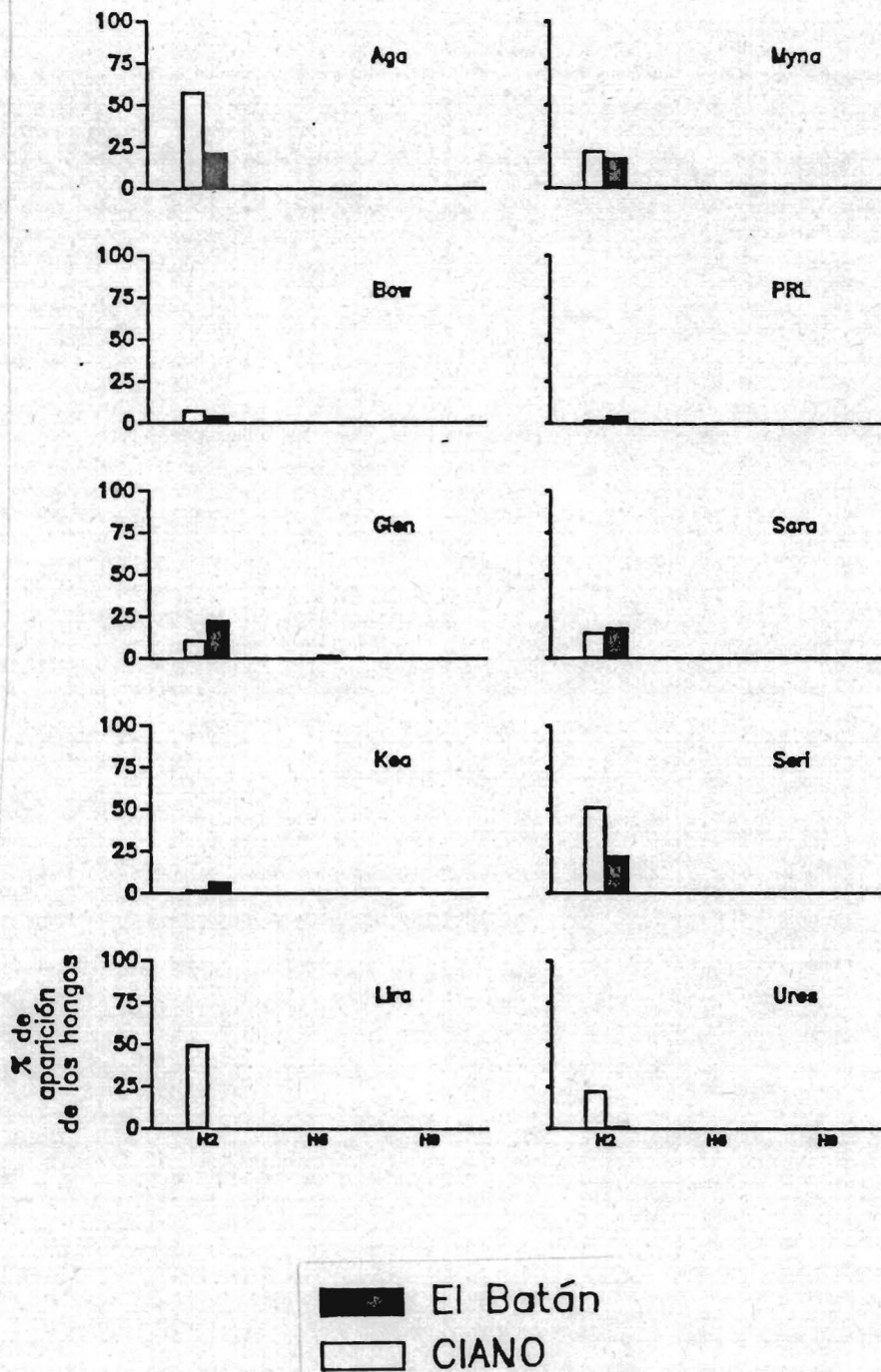


Fig. 68. Porcentaje de *Alternaria* spp. (H2), *Cladosporium herbarum* (H6) y *Epicoccum purpurascens* (H9) en semilla tratada con la mezcla de fungicidas, en PDA, para cada variedad de las dos localidades.

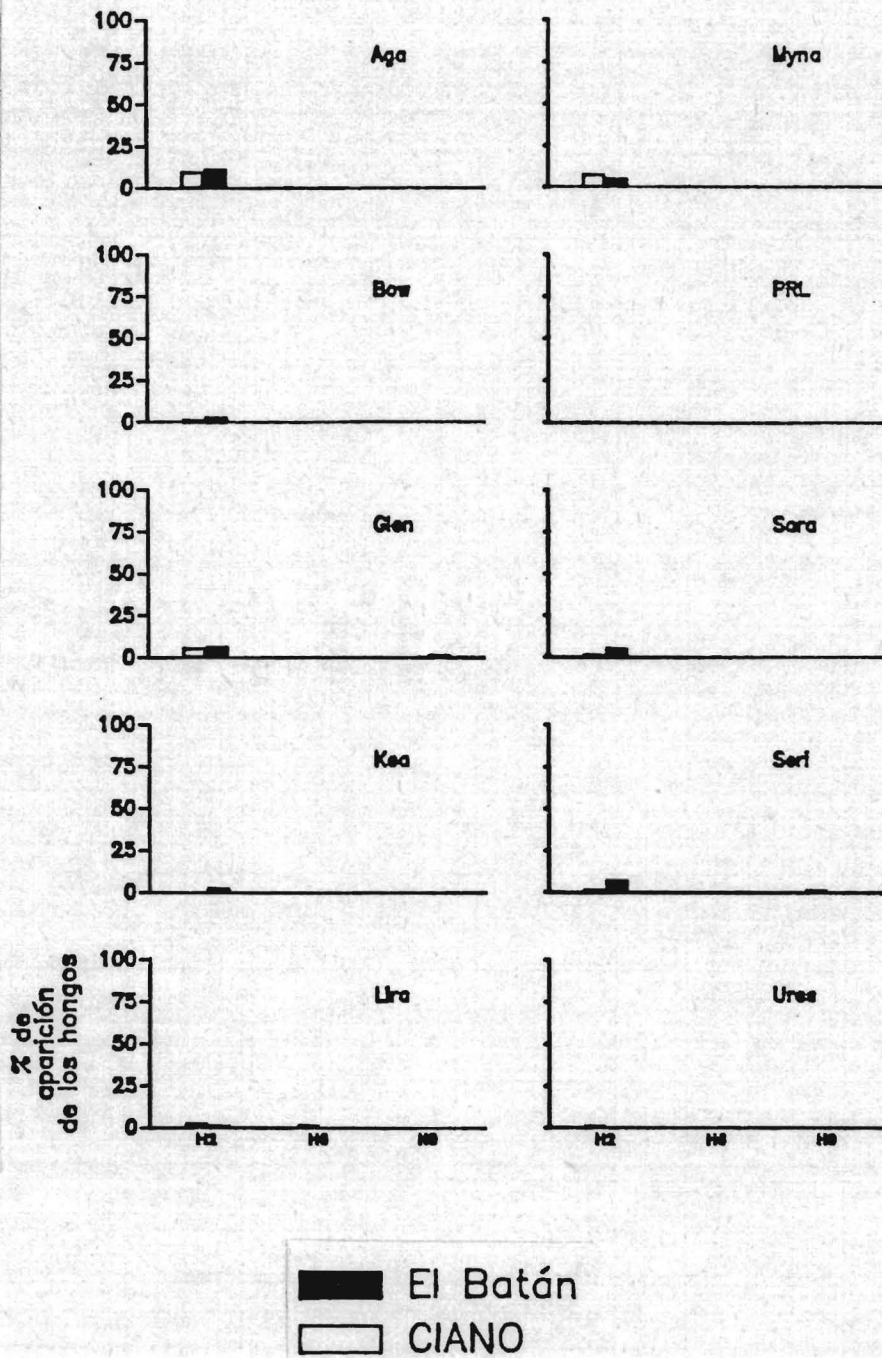


Fig. 69. Porcentaje de *Alternaria* spp. (H2), *C. herbarum* (H6) y *E. purpurascens* (H9) en semilla tratada con la mezcla de fungicidas, en papel absorbente, para cada variedad de las dos localidades.

Las pruebas de F para detectar significancia se realizaron de la manera usual, es decir, comparando cada uno de los cuadrados medios de las respectivas fuentes de variación con el cuadrado medio del error. Para este hongo se detectan diferencias significativas entre las medias de las localidades, los métodos, los tratamientos y las variedades al 1%. La suma de cuadrados de los tratamientos se partió en los siguientes contrastes ortogonales: testigo vs. Baytan, Mezcla vs. Otros y Thiram vs. Terrazan, resultando todos significativos estadísticamente al 1%. Si bien hubo diferencia a nivel estadístico entre el testigo y Baytan, las medias de aparición de este hongo (15.694% para el testigo y 13.169% para Baytan) biológicamente no son muy distintas; y desde el punto de vista de la efectividad del Baytan podría afirmarse que este producto químico no es efectivo para Alternaria spp.

Cuadro 3. Análisis de varianza de Alternaria spp.

Fuente de Variación	G.L.	C.M.
Localidad	1	11,220.3**
Método	1	1,550.4**
Tratamiento	5	3,632.2**
Testigo vs. Baytan	1	510.0**
Mezcla vs. Otros	1	10,237.5**
Thiram vs. Terrazan	1	649.8**
Otros	2	3,381.9**
Variedad	9	1,288.3**
Localidad x Método	1	35.2*
Localidad x Tratamiento	5	360.2**
Localidad x Variedad	9	447.8**
Método x Tratamiento	5	30.3**
Método x Variedad	9	55.7**
Tratamiento x Variedad	45	43.0**
Localidad x Tratamiento x Variedad	45	37.7**
Localidad x Método x Tratamiento	5	39.9**
Localidad x Método x Variedad	9	28.8**
Método x Tratamiento x Variedad	45	9.1
Localidad x Método x Tratamiento x Variedad	45	11.6
Error	720	7.0

** y *, significativo al 1% y 5%, respectivamente

La interacción localidad x método fue significativa al 5% y las demás interacciones (localidad x tratamiento, método x tratamiento, localidad x variedad, método x variedad y tratamiento x variedad), fueron todas significativas al 1%. No obstante esto, la semilla del CIANO mostró mayor porcentaje de Alternaria spp. en cualquiera de los tratamientos químicos, independientemente de la metodología empleada y, a su vez, dicho hongo fue más abundante en PDA que en papel absorbente para ambas localidades y para todas las variedades. Conviene señalar

que, si bien tanto el medio de PDA como el papel absorbente han sido citados por Neergaard (1977) y Mc Gee (1986) (comunicación personal) como medios muy apropiados para la detección de Alternaria spp, en este trabajo el medio de PDA detectó mayores porcentajes de este hongo que el papel absorbente. El porcentaje de aparición de Alternaria spp. fue mayor para todas las variedades del CIANO, excepto la PRL, que presentó mayor proporción de este hongo en El Batán. Para la mayoría de las 10 variedades, la mezcla fue la más efectiva, seguida por Thiram, Terrazan, desinfección superficial y Baytan.

Las interacciones localidad x método x tratamiento, localidad x método x variedad y localidad x tratamiento x variedad fueron significativas al 1%, aunque el porcentaje de aparición de Alternaria spp. fue mayor en el CIANO y en PDA para todas las variedades, excepto PRL en el CIANO, y el orden de efectividad de los tratamientos arriba descritos también se mantuvo para la mayoría de las variedades.

Las interacciones método x tratamiento x variedad y localidad x método x tratamiento x variedad, no fueron significativas.

4.3.2. Efecto de los tratamientos químicos en la germinación de las semillas.

El efecto de los tratamientos químicos sobre la proporción de las semillas germinadas normales, de ambas localidades y para cada una de las variedades, se observa en las Figs. 70 y 71.

En general, se pueden remarcar dos tendencias: (a) el porcentaje de germinación de las semillas procedentes del CIANO es mayor que el de aquellas provenientes de El Batán, y (b) el tratamiento que afectó más la germinación fue la mezcla de fungicidas y luego la desinfección superficial, en tanto que Baytan, Terrazan y Thiram la afectaron en menor grado, y esta tendencia se mantuvo en todas las variedades de ambas localidades.

Puede afirmarse que, con la excepción de la variedad PRL de El Batán, todas las demás variedades de las dos localidades presentaron una germinación muy buena con cualquiera de los tratamientos químicos. Esto no concuerda con lo citado por Reed et al. (1983), quienes encontraron que Baytan afecta la germinación bajo condiciones de campo.

En el Cuadro 4 se presenta el análisis de varianza de la proporción de las semillas germinadas normales.

Cuadro 4. Análisis de varianza para las semillas germinadas normales.

Fuente de Variación	G.L.	C.M.
Localidad	1	2.313**
Tratamiento	5	0.289**
Variedad	9	0.510**
Localidad x Tratamiento	5	0.012**
Localidad x Variedad	9	0.378**
Tratamiento x Variedad	45	0.009**
Localidad x Tratamiento x Variedad	45	0.010**
Error	357	0.003

** , significativo al 1%.

El resultado del análisis indica que las localidades, tratamientos y variedades son significativas al 1%.

Las interacciones localidad x tratamiento, localidad x variedad y tratamiento x variedad, fueron también significativas al 1%, aunque la mayoría de las variedades (excepto AGA y SARA) presentan un mayor porcentaje de semillas germinadas normales del CIANO con respecto a las de El Batán y, a su vez, los tratamientos químicos conservaron siempre el mismo orden, siendo la mezcla la que más afectó la germinación, seguida de la desinfección superficial, Baytan, Terrazan y Thiram, en casi todas las variedades y en ambas localidades.

Si bien la interacción localidad x tratamiento x variedad fue también significativa al 1%, los porcentajes de germinación normal fueron, en general, mayores para el CIANO que para El Batán y, a su vez, los tratamientos conservaron casi siempre el orden señalado para ambas localidades.

Es importante señalar que, aunque hubieron diferencias altamente significativas entre tratamientos, el porcentaje de germinación más bajo fue de 84% (promedio de todas las variedades) para la mezcla, contra un 93% para el testigo. En términos comerciales, ese 84% representa una buena germinación.

4.4. Pruebas de germinación.

Los resultados de esta prueba se observan en los histogramas de las Figuras 70 y 71, en las que se presentan los porcentajes de las semillas germinadas normales, anormales y no germinadas, en el testigo, para cada una de las 10 variedades en cada uno de los tratamientos, y para ambas localidades.

En general, si se observa el testigo (semilla no tratada), para las 10 variedades en las 2 localidades, la germinación es alta en todas ellas (93% en promedio), con la excepción de la variedad PRL en El Batán, donde presenta un 42% de germinación. Se puede señalar que, en este trabajo, la presencia de hongos en las semillas no afectó el poder germinativo de las mismas, contrariamente a lo encontrado por Christensen et al. (1982), citados por Moreno (1984); esto quizás esté relacionado al porcentaje de humedad de esas semillas, el cual no fue favorable para el desarrollo de dichos hongos.

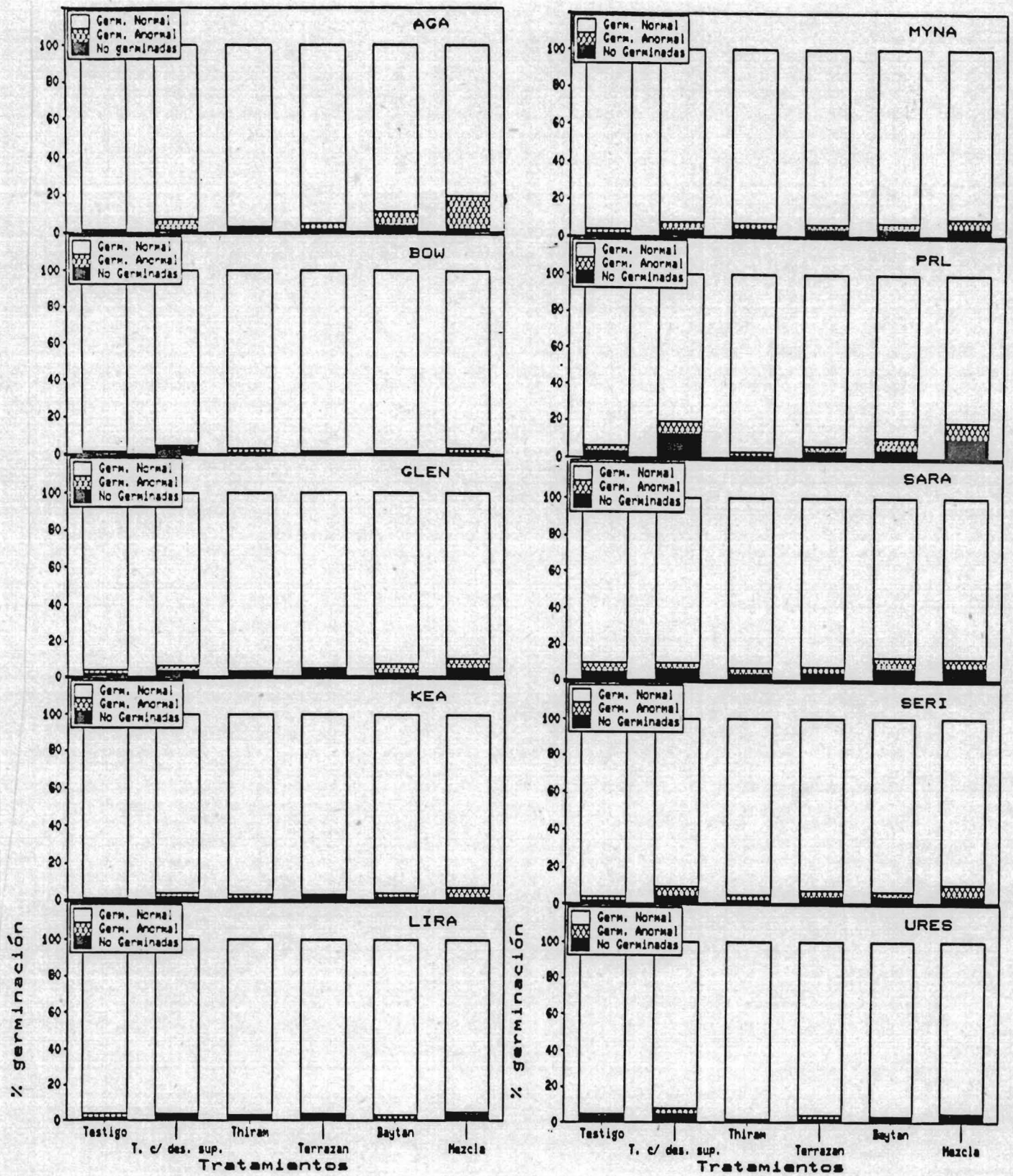


Fig. 70. Porcentaje de germinación de las 10 variedades procedentes del CIANO, para cada uno de los tratamientos.

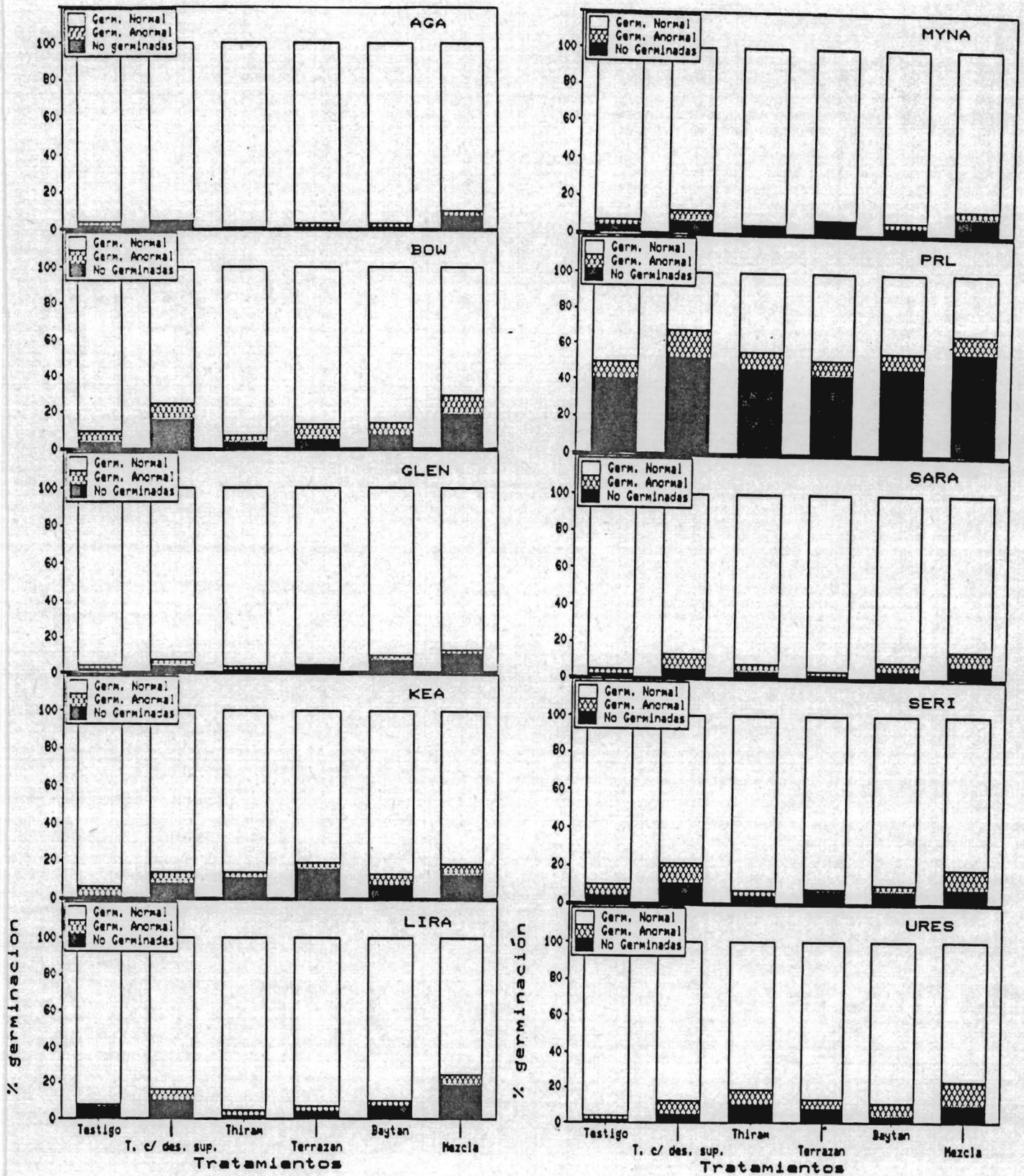


Fig. 71. Porcentaje de germinación de las 10 variedades procedentes de El Batán, para cada uno de los tratamientos.

4.5. Contenido de humedad.

El contenido de humedad expresado en porcentaje para las 10 variedades en las dos localidades se presenta en el Cuadro 5.

Cuadro 5. Porcentaje de humedad (en base húmeda) de las semillas de las 10 variedades de trigo para las dos localidades (CIANO, Sonora y El Batán, México).

Variedad	CIANO	EL BATAN
AGATHA/6*YECORA	11.4	12.0
BOBWHITE"S"	11.6	11.5
GLENNSON	11.6	11.7
KEA"S"	10.9	11.6
LIRA"S"	11.5	11.9
MYNA"S"	11.6	11.7
PARULA"S"	11.2	11.4
SARA 82	11.0	11.6
SERI 82	11.6	11.9
URES 81	11.4	12.2

Los porcentajes de humedad fueron muy uniformes, por lo que las diferencias en presencia de hongos y porcentajes de germinación encontrados entre localidades y variedades, no son atribuibles a la humedad de la semilla.

Por otro lado, los porcentajes de humedad observados son relativamente bajos y, por tanto, no son demasiado favorables para el desarrollo de microorganismos. Christensen y Sauer (1982), citados por

Moreno (1984), señalan que por encima del 13% de contenido de humedad (con base a peso húmedo) en la semilla, comienzan a proliferar los diferentes hongos de almacén. Como se aprecia en el Cuadro 5, ninguna de las variedades alcanzó dicho valor.

Las diferencias en la micoflora presente en las semillas se debe, seguramente, al desarrollo de hongos durante el ciclo reproductivo de la planta en cada localidad.

4.6. Peso de 1000 granos.

Los valores obtenidos en esta prueba, para las 10 variedades de trigo en las dos localidades, se observan en el Cuadro 6.

Cuadro 6. Peso de 1000 granos (en gramos) para las 10 variedades de trigo en las dos localidades.

Variedad	CIANO	EL BATAN
AGATHA/6*YECORA	40.119	38.780
BOBWHITE"S	33.544	31.061
GLENNSON	43.669	33.799
KEA"S"	36.389	34.350
LIRA"S"	47.840	38.369
MYNA "S"	45.940	36.726
PARULA"S"	38.474	30.678
SARA 82	45.875	39.248
SERI 82	43.808	42.605
URES 81	40.113	31.350

El peso de 1000 granos es relativamente uniforme en las 10 variedades dentro de una misma localidad, y se presenta ligeramente menor en las semillas procedentes de El Batán.

El peso de un grano va a estar dado por su materia seca, que para una misma variedad se mantiene relativamente constante, y el agua que contenga dicho grano. Por tanto, el peso estará relacionado al contenido de humedad del grano; cuanto más agua posea, mayor será su peso. Sin embargo, si se toman en cuenta los datos de contenido de humedad de estas semillas, que fueron presentados en el punto anterior, se observa que los porcentajes de humedad son muy homogéneos entre variedades y no hay diferencias entre localidades. Las diferencias en peso entre localidades se deben probablemente a la mejor adaptación de estos genotipos a la zona noroeste, donde expresan mejor sus características y logran un mayor peso de grano.

En términos generales, cuanto menor es el peso de una semilla menor es su contenido de agua y menor será la probabilidad de que proliferen los hongos que habitan esas semillas. Sin embargo, esta relación entre peso y presencia de hongos no se evidenció claramente en este estudio. Así, la variedad BOW"S" fue la que presentó el menor peso de 1000 granos (33.544 g) (Cuadro 6) y, sin embargo, no fue la que se presentó menos afectada, ya que sólo de Alternaria spp. tuvo un porcentaje de aparición del 88% (Fig. 58). Estas tendencias se mantienen en ambas localidades y, por consiguiente, el peso no evidenció relación con el contenido de humedad ni con la ausencia o presencia de hongos.

V. CONCLUSIONES Y SUGERENCIAS

Con base en los resultados obtenidos en esta investigación, se enuncian las siguientes conclusiones y sugerencias:

- La micoflora hallada en las semillas procedentes del CIANO estuvo representada por: Alternaria spp., Aspergillus spp., Botrytis cinerea, Cladosporium herbarum, Curvularia lunata, Epicoccum purpurascens, Fusarium equiseti, F. moniliforme, F. oxysporum, Helminthosporium sativum, Memmoniella echinata, Neovossia indica, Nigrospora sp., Penicillium spp., Rhizopus spp., Trichoderma viride y bacterias. En El Batán la micoflora estuvo compuesta por: Absidia corymbifera, Alternaria spp., Ascochyta sp., Aspergillus spp., Cladosporium herbarum, Chaetophoma sp., Epicoccum purpurascens, Fusarium equiseti, F. graminearum, F. oxysporum, Gonatobotrys simplex, Helminthosporium cynodontis, H. sativum, H. spiciferum, Nigrospora sp., Penicillium spp., Phoma sp., Rhizopus spp., Stagonospora sp., Stigmella sp., Trichoderma viride, Ulocladium sp. y bacterias.

- En las semillas procedentes de El Batán se presentó una mayor variedad de especies de hongos; esto puede deberse a las condiciones de mayor humedad de esta zona durante el ciclo del cultivo. En el CIANO la micoflora es más estable y esto se debe a que es una zona triguera, donde las poblaciones de hongos se hallan ya establecidas.

- Debido a la frecuencia elevada con la que se presentó el género Alternaria, y tomando en cuenta que en 1981 se citó la presencia de la

especie patógena para el trigo, Aïternaria triticina, es importante determinar el grado de daño de este género en las variedades de trigo utilizadas en México.

- Las dos pruebas de sanidad utilizadas resultaron adecuadas para detectar a la mayoría de los hongos presentes en las semillas. La más sensible fue el crecimiento en PDA, especialmente, y de acuerdo con lo que señala de Tempe (1973), para las especies del género Fusarium, las que, en este trabajo, aparecieron con una frecuencia ligeramente superior con respecto al papel absorbente. Sin embargo, si se toman en cuenta los requerimientos de materiales para la realización de cada una de las dos pruebas, resultará más accesible, en términos económicos, la utilización de la prueba en papel absorbente.

- Debido a la importancia del hongo Neovossia indica en la zona del noroeste es prioritario encontrar una prueba de sanidad más sensible para su detección, ya que las dos pruebas aquí empleadas se evalúan a los 7 días de instaladas, y este patógeno tarda 3 semanas en crecer en medio de PDA.

- En todos los lotes de semillas utilizados en este estudio se presentaron bacterias, por tanto se sugiere identificar a dichas bacterias para evaluar su posible significado patógeno.

- En relación a los tratamientos químicos, pese a que hubieron diferencias significativas entre ellos, el Baytan se comportó muy similar al testigo, lo que no justificaría su uso, en términos económicos, ni

aplicado solo ni como componente de la mezcla. Los resultados de este estudio indican que, a pesar de que la mezcla fue más efectiva que el Thiram en la eliminación de la micoflora presente en la semilla, esta diferencia no justifica el costo económico del uso de la mezcla.

- Bajo las condiciones en que se realizaron las pruebas de germinación en este trabajo, ninguno de los fungicidas aplicados solos o en la mezcla afectaron la germinación de las semillas.

VI. LITERATURA CITADA

- Abou-Heilah, A.N. 1984. Seed-borne fungi of wheat and their control by seed treatments. Indian Phytopathology 37:656-659.
- Adlakha, K.L. y Joshi, L.M. 1973. Black point of wheat. Indian Phytopathology 27:41-44.
- Agarwal, V.K., Mathur, S.B. y Neergaard, P. 1972. Some aspects of seed health testing with respect to seed-borne fungi of rice, wheat, blackgram, greengram and soybean grown in India. Indian Phytopathology 25:91-100.
- y Singh, O.V. 1973. Studies on fungi associated with sugarbeet seeds. Indian Phytopathology 26:741-742.
- y -----. 1974a. Fungi associated with sunflower seeds. Indian Phytopathology 27:240-241.
- y -----. 1974b. Seed-borne fungi of jute and their control. Indian Phytopathology 27:651-652.
- , Verma, H.S. y Khetarpal, R.K. 1977. Occurrence of partial bunt on triticale. FAO Plant Protection Bulletin 25:210-211.
- Andersen, A.L. 1952. Development of wheat headblight by Helminthosporium sativum. Phytopathology 42:453-456.
- Anónimo. 1979. Recomendations of specific methods for seed health test for wheat, rice, bean and soybean, including Scottish methods of embryo extraction for loose smut infection. Seed Pathology, Problems and Progress. Londrina, Brazil.
- Anónimo. 1983. Información Agropecuaria y Forestal. Subsecretaría de Agricultura y Operación. Dirección General de Economía Agrícola. S.A.R.H. México.
- Anónimo. 1985. Anuario FAO de Producción 1984. F.A.O. 38:110-111.
- AOSA. 1981. Rules for testing seeds. Journal of Seed Technology 6: 1-125.
- Barnett, H.L. y Hunter, B.B. 1972. Illustrated Genera of Imperfect Fungi. Burgess Publishing Company. 241 pp.
- Barron, G.L. 1968. The Genera of Hyphomycetes from Soil. Williams & Wilkins, Co., Baltimore, 364 pp.

- Bateman, G.L. 1975. The efficiency of two organomercury compounds in controlling seed-borne Septoria nodorum on winter wheat. Annals of Applied Biology 79:307-312.
- . 1976. Control of seed-borne Fusarium nivale on wheat and barley by organomercury seed treatment. Annals of Applied Biology 83:245-250.
- Bedi, S.K.S., Sikka, M.R. y Mundkur, B.B. 1949. Transmission of wheat bunt due to Neovossia indica (Mitra) Mundkur. Indian Phytopathology 2:20-26.
- Besri, M. 1983. Seed-borne diseases of wheat and barley in Morocco in relation to seed certification programmes. Seed Science & Technology 11:1103-1113.
- Bhowmik, T.P. 1969. Alternaria seed infection of wheat. Plant Disease Reporter 53:77-80.
- Booth, C. 1971. The Genus Fusarium. Commonwealth Mycological Institute. Kew, Surrey, 237 pp.
- . 1977. Fusarium. Laboratory Guide to the Identification of the Major Species. Commonwealth Mycological Institute. Kew, Surrey, 58 pp.
- Chidambaram, P., Mathur, S.B. y Neergaard, P. 1973. Identification of seed-borne Drechslera species. Friesia 10:165-207.
- Christensen, C.M. 1957. Deterioration of stored grains by fungi. Botanical Review 23:108-134.
- Cook, R.J., 1968. Fusarium root and foot rot in cereals in the Pacific Northwest. Phytopathology 58:127-131.
- Cunfer, B.M. 1983. Epidemiology and control of seed-borne Septoria nodorum on wheat. Seed Science & Technology 11:707-718.
- Deena, E. y Basuchaudhary, K.C. 1984. Studies on seed-borne mycoflora of chilli. Indian Phytopathology 37:151-153.
- de Tempe, J. 1973. Testing cereal seeds for Fusarium infection in the Netherlands.2. Seed Science & Technology 1:845-851.
- Dharam Vir, Adlakha, K.l., Joshi, L.M. y Pathak, K.D. 1968. Preliminary note on the occurrence of black point disease of wheat in India. Indian Phytopathology 21:234-235.
- Drechsler, C. 1923. Some graminicolous species of Helminthosporium: I. Journal of Agricultural Research 24:641-739.

- Ellis, M.B. 1971. Dematiaceous Hyphomycetes. Commonwealth Mycological Institute. Kew, Surrey, 608 pp.
- .1976. More Dematiaceous Hyphomycetes. Commonwealth Mycological Institute. Kew, Surrey, 507 pp.
- Fuentes, S., Torres, E. y García, C. 1983. Chemical seed treatment for partial bunt of wheat. Phytopathology 73:p.122.
- Gill, K.S., Randhawa, A.S., Aujla, S.S., Dhaliwal, H.S., Grewal, A.S. y Sharma, I. 1981. Breeding wheat varieties resistant to Karnal bunt. Crop Improvement 8:73-80.
- Hepperly, P.R, Feliciano, C. y Sotomayor, A. 1982. Chemical control of seedborne fungi of sorghum and their association with seed quality and germination in Puerto Rico. Plant Disease 66:902-904.
- Hoffmann, J.A. y Waldher, J.T. 1981. Chemical seed treatments for controlling seedborne and soilborne common bunt of wheat. Plant Disease 65:256-259.
- Imolehin, E.D. 1983. Rice seedborne fungi and their effect on seed germination. Plant Disease 67:1334-1336.
- ISTA. 1976a. International Rules for Seed Testing, Rules 1976. Seed Science & Technology 4:3-49.
- ISTA. 1976b. International Rules for Seed Testing, Annexes 1976. Seed Science & Technology 4:51-177.
- ISTA. 1985a. International Rules for Seed Testing, Rules 1985. Seed Science & Technology 13:299-355.
- ISTA. 1985b. International Rules for Seed Testing, Annexes 1985. Seed Science & Technology 13:356-513.
- Jamil Khan, S.A., Mathur, S. B. y Neergaard, P. 1974. Survey on new seed-borne organisms of Pakistan. Danish Government Institute of Seed Pathology for Developing Countries. Copenhagen, Denmark, No. 42:477-479.
- Jones, J.P. y Collins, F.C. 1978. Evaluation of seed treatment on wheat seedling emergency, 1977. Fungicide and Nematicide Tests 33: 185-186.
- Jordan, E.G., Manandhar, J.B., Thapliyal, P.N. y Sinclair, J.B. 1986. Factors affecting soybean seed quality in Illinois. Plant Disease 70:246-248.
- Joshi, L.M., Gera, S.D. y Saari, E.E. 1973. Extensive cultivation of Kalyansona and disease development. Indian Phytopathology 26: 370-373.

- , Singh, D.V. y Srivastava, K.D. 1980. Wheat disease survey. 1. Karnal bunt 1975-1980. Wheat Pathology Series 7. Division of Mycology and Plant Pathology, Indian Agricultural Research Institute, New Delhi, India, 28 pp.
- Kadian, O.P. y Suryanarayana, D. 1971. Studies on seed microflora of oilseed crops. (i) Lin seed (Linun usitatissimum). Indian Phytopathology. 24:487-490.
- Kulkarni, S. y Hegde, R.K. 1980. Black point disease of wheat in Karnataka. Current Research 9:p.33.
- Kumar, K., Singh, J. y Saksema, H. K. 1984. Fungi associated with sesamum seeds. Indian Phytopathology 37:330-332.
- , Garg, S.K. y Saksema, H.K. 1985. Seed-borne nature of Alternaria alternata in linseed and its detection. Indian Phytopathology 38:162-163.
- Line, R.F. y Waldher, J.T. 1983. Control of flag smut of wheat with seed treatments, 1982. Fungicide and Nematicide Tests 38:41-42.
- Lunn, J.A. 1977a. Absidia corymbifera. Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria No. 521. Commonwealth Mycological Institute. Kew, Surrey.
- , 1977b. Rhizopus rhizopodiformis. Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria No. 522. Commonwealth Mycological Institute. Kew, Surrey.
- , 1977c. Rhizopus stolonifer. Descriptions of Pathogenic Fungi and Bacteria No. 524. Commonwealth Mycological Institute. Kew, Surrey.
- Mead, H.W., Broadfoot, W.C. y Machacek, J.E. 1950. A study of some seed-borne diseases of cereals in Canada. Scientific Agriculture 30:350-360.
- Mirafuentes, H., F. 1979. Identificación de los hongos presentes en la semilla de arroz y su control con fungicidas. Colegio Superior de Agricultura Tropical. Tabasco, México.
- Mishra, R.R. y Kanaujia, R.S.. 1973. Studies on certain aspects of seed-borne fungi. II. Seed-borne fungi of certain oil seeds. Indian Phytopathology 26:284-294.
- Misra, A.P. 1973. Helminthosporium species occurring on cereals and other Gramineae. Tirhut College of Agriculture, Dholi. Muzaffarpur (Bihar), India, 289 pp.
- Mitra, M. 1931. A new bunt on wheat in India. Annals of Applied Biology 18:178-179.
- , 1937. Studies on the stinking smut or bunt of wheat in India. The Indian Journal of Agricultural Science 7:459-478.

- Moreno, M. E. 1984. Análisis físico y biológico de semillas agrícolas. Instituto de Biología. Universidad Nacional Autónoma de México, 383 pp.
- Mukewar, P.M., Nath, R. y Lambat, A.K. 1973. Interception of a virulent isolate of Helminthosporium sativum on wheat. Indian Phytopathology 26:167-169.
- Munjal, R.L. 1974. Technique for keeping the cultures of Neovossia indica in sporulating condition. Indian Phytopathology 27:248-249.
- Neergaard, P. 1969. Seed-borne diseases (Inspection for Quarantine in Africa). Danish Government Institute of Seed Pathology for Developing Countries. Copenhagen, Denmark. No. 1:380-393.
- . 1970. Seed-borne diseases and Indian Agriculture. Danish Government Institute of Seed Pathology for Developing Countries. Copenhagen, Denmark. No. 13:222-237.
- . 1973. Detection of seed-borne pathogens by culture tests. Seed Science & Technology 1:217-254.
- . 1977 Seed Pathology. Vol. I y II. The Mac Millan Press. Ltd. Gran Bretaña, 1187 pp.
- Noble, M. y Richardson, M.J. 1968. An annotated list of seed-borne diseases. 2nd edition. Proceedings of the International Seed Testing Association 33:1-191.
- Pal, B.P. 1966. Wheat. Indian Council of Agricultural Research, New Delhi, India, pp. 230-231.
- Pal, M.. 1984. Control of seed borne Alternaria tenuissima in pigeonpea. Indian Phytopathology 37:548-550.
- Pederson, V.D. 1983. Control of seed decay and seedling blight of wheat, 1982. Fungicide and Nematicide Tests 38:42-43.
- Prasada, R. y Prabhu, A.S. 1962. Leaf blight of wheat caused by a new species of Alternaria. Indian Phytopathology 15:292-293.
- Ramamoorthy, C.S. y Mundkur, B.B. 1944. Neovossia indica in culture. Current Science 8:p.49.
- Randhawa, H.S. y Aulakh, K.S. 1984. Mycoflora associated with discoloured and shrivelled seeds of pearl millet. Indian Phytopathology 37:119-122.
- Reed, H.E., Chambers, A.Y. y Mc. Cutchen, T.C. 1983. Evaluation of chemical seed treatments on seedling stand and yield of winter wheat, 1982. Fungicide and Nematicide Tests 38:p.43.

- Richardson, M.J. 1979. An annotated list of seed-borne diseases. Commonwealth Mycological Institute, Kew, Surrey, 320 pp.
- Rout, B.K. y Rath, G.C. 1972. Note on seed-borne diseases of chilli (Capsicum annum). Indian Phytopathology 25:597-598.
- Sekhon, K.S., Randhawa, S.K., Saxena, A.K. y Gill, K.S. 1981. Effect of washing/steeping on the acceptability of Karnal bunt infected wheat for bread, cookie and chapati making. Journal of Food Science and Technology 18:1-2.
- Shrotri, S.C., Gupta, J.S. y Srivastava, R.N. 1985. Seed-borne fungi of Calendula officinalis and their control. Indian Phytopathology 38: 142-143.
- Simmons, E.G. 1967. Typification of Alternaria, Stemphylium and Ulocladium. Mycologia 59:67-92.
- Singh, I. y Chohan, J.S. 1973. Seed-borne mycoflora on 'Methra' [Trigonella foenum-graecum L.] and 'Kasuri methi' (Trigonella corniculata L.)]. Indian Phytopathology 26:749-750.
- Sinha, A.P., Thapliyal, P.N. y Agarwal, V.K. 1984. Black point of triticale: occurrence and effect of fungicidal seed treatment on germination. Indian Phytopathology 37:349-350.
- Smith, L.R., Díaz, M. y Perea, C. 1979. Mycoflora of kernels; Fusarium sp., Helminthosporium sp. y Alternaria sp. Fungicide and Nematicide Tests 34:p.185.
- Srivastava, R.N. y Gupta, J.S. 1984. Seed transmission of Alternaria zinniae in Zinnia, its location in the seed and control. Indian Phytopathology 37:83-87.
- Strandberg, J.O. 1984. Efficacy of fungicides against persistence of Alternaria dauci on carrot seed. Plant Disease 68:39-42.
- Sutton, B.C. 1980. The Coelomycetes. Fungi Imperfecti with Pycnidia, Acervuli and Stromata. Commonwealth Mycological Institute, Kew, Surrey, 696 pp.
- Thapliyal, P.N., Sinha, A.P. y Agarwal, V.K. 1984. Technique for the detection of loose smut in triticale seeds. Indian Phytopathology 37:543-545.
- Vaidehi, B.K. y Ramarao, P. 1972. Fungi from three varieties of rice seed. Indian Phytopathology 25:547-550.
- Waller, J.M. 1981. The recent spread of some tropical plant diseases. Tropical Pest Management 27:360-362.

- Williams, Jr., E. 1982. Evaluation of fungicide seed treatments for loose smut control and seedling emergence of wheat, 1981. Fungicide and Nematicide Tests 37:p.187.
- Willis, W. G. 1983. New developments in cereal and soybean seed treatment fungicides. Plant Disease 67:257-258.
- Yadav, A.K. y Singh, G. 1984. Intercepting ergot in certified pearl millet seeds. Indian Phytopathology 37: p.392.
- Zillinsky, F.J. 1984. Enfermedades comunes de los cereales de granos pequeños. Una guía para su identificación. Centro International de Mejoramiento de Maíz y Trigo (CIMMYT). El Batán, México, 141 pp.

VII. APENDICE

Líneas avanzadas y variedades comerciales utilizadas	Cruza y Genealogía	Ciclo del cultivo de donde se obtuvo la semilla para cada localidad
AGATHA/6*YECORA=(AGA/6*YR)	AGA/6*YR CMH79-724-10Y-1B-1Y-2B-0Y	Yaqui 84-85 Batán Verano 83
BOBWHITE"S"=(BOW"S")	AU//KAL/BB/3/WOP"S" CM33203-K-9M-2Y-1M-1Y-2M-0Y	Yaqui 82-83 Batán Verano 84
GLENNSON 81=(GLEN) *	KVZ/BUHO"S"//KAL/BB CM33027-F-8M-1Y-8M-1Y-2M-0Y	Yaqui 84-85 Batán Verano 85
KEA"S"	TZPP*2/AN//INIA/3/CNO67/JAR//KVZ CM21335-C-9Y-3M-1Y-1Y-1Y-0B	Yaqui 82-83 Batán Verano 84
LIRA"S"	KVZ/TRM//PTM/ANA CM43903-H-4Y-1M-1Y-3M-3Y-0B	Yaqui 84-85 Batán Verano 85
MYNA"S"	ND/WW//LEE/FN/3/N/4/TIRESEL SWM4589-7Y-18M-1Y-0M-56B-0Y	Yaqui 84-85 Batán Verano 85
PARULA"S"=(PRL"S")	FKN/3/2*FR//KAD/GB/4/BB/CHA CM25988-8Y-3Y-1Y-0M	Yaqui 79-80 Batán Verano 84
SARA 82	F35.70/4/TP//CNO67/NO/3/CNO"S"/ 7C/5/JUP CM38088-G-1Y-4M-1Y-3M-1Y-0M	Yaqui 82-83 Batán Verano 84
SERI 82 *	KVZ/BUHO"S"//KAL/BB CM33027-F-15M-500Y-0M-87B-0Y	Yaqui 84-85 Batán Verano 85
URES 81 *	KVZ/BUHO"S"//KAL/BB CM33027-F-12M-1Y-4M-2Y-2M-0Y	Yaqui 84-85 Batán Verano 84

* GLEN, SERI 82 y URES 81 son hermanas de la misma cruza.