

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA CHAPINGO

DEPARTAMENTO DE PARASITOLOGÍA AGRÍCOLA

**BIODIVERSIDAD DE HONGOS EN SEMILLA DE AVENA (*Avena sativa* L.)
PRODUCIDA BAJO CONDICIONES DE TEMPORAL EN LA MESA
CENTRAL DE MÉXICO**

T E S I S

**QUE COMO REQUISITO PARCIAL
PARA OBTENER EL GRADO DE:**

MAESTRO EN CIENCIAS EN PROTECCIÓN VEGETAL

P R E S E N T A:

CERVANTES GARCIA MARCO ANTONIO

Chapingo, Estado de México, diciembre de 2011.



DIRECCION GENERAL ACADEMICA
DEPTO. DE SERVICIOS ESCOLARES
OFICINA DE EXAMENES PROFESIONALES

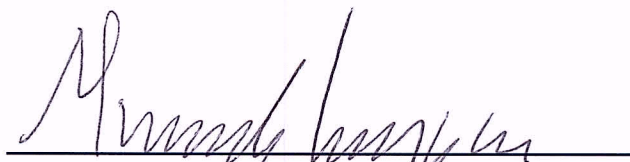


**“BIODIVERSIDAD DE HONGOS EN SEMILLA DE AVENA (*Avena sativa* L.)
PRODUCIDA BAJO CONDICIONES DE TEMPORAL EN LA MESA CENTRAL
DE MÉXICO”**

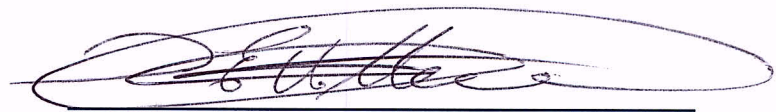
Tesis realizada por el Ing. **Marco Antonio Cervantes García** bajo la dirección del Dr. Santos Gerardo Leyva Mir, aprobada por el Comité Asesor indicado y aceptada como requisito parcial para obtener el grado de:

MAESTRO EN CIENCIAS EN PROTECCIÓN VEGETAL

DIRECTOR:


DR. SANTOS GERARDO LEYVA MIR

ASESOR:


DR. HÉCTOR EDUARDO VILLASEÑOR MIR

ASESOR:


M.C. MARIA FLORENCIA RODRÍGUEZ GARCÍA

Chapingo, Estado de México, Diciembre de 2011.

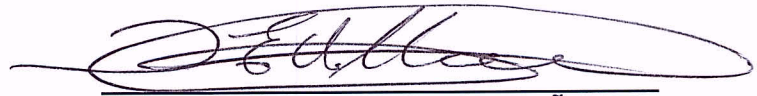
LA PRESENTE TESIS TITULADA “**BIODIVERSIDAD DE HONGOS EN SEMILLA DE AVENA (*Avena sativa* L.) PRODUCIDA BAJO CONDICIONES DE TEMPORAL EN LA MESA CENTRAL DE MÉXICO.**” FUE REALIZADA POR **MARCO ANTONIO CERVANTES GARCIA**, LA CUAL HA SIDO APROBADA POR EL CONSEJO INDICADO Y ACEPTADA COMO REQUISITO PARCIAL PARA OBTENER EL GRADO DE “**MAESTRO EN CIENCIAS EN PROTECCION VEGETAL**”.

CONSEJO PARTICULAR

DIRECTOR


DR. SANTOS GERARDO LEYVA MIR

CO-DIRECTOR


DR. HECTOR EDUARDO VILLASEÑOR MIR

Chapingo, Estado de México, Diciembre de 2011.

AGRADECIMIENTOS

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACYT) por el apoyo otorgado para la realización de mis estudios de postgrado.

A la Universidad Autónoma Chapingo, por brindarme las facilidades para mi formación y obtención de un grado académico.

Al Departamento de Parasitología por la oportunidad de realizar mis estudios de Maestría en Ciencias en Protección Vegetal.

A los profesores de la Maestría en Protección vegetal por contribuir en mi formación académica y humana, y compartir sus conocimientos y experiencias profesionales.

Al Dr. S. Gerardo Leyva Mir, por la confianza y apoyo brindado, así como las aportaciones y consejos oportunos, durante la realización de este trabajo de investigación.

Al Dr. H. Eduardo Villaseñor Mir, por la confianza, aportaciones y todas las facilidades otorgadas para la realización del presente trabajo de investigación.

AL M.C. María Florencia Rodríguez García, por la confianza y apoyo brindado, por sus aportaciones otorgadas para la realización del presente trabajo de investigación.

DEDICATORIA

A mis padres, †José Cervantes Vargas y Luz Esther Garcia Haro, por todos los consejos y apoyo incondicional en cualquier situación.

A mis hermanos, José Luciano, Juan Manual, Rubí Esmeralda, Adolfo, Cesar Omar y Sabino, por apoyarme durante mi formación humana y profesional.

A mis sobrinos, Luz Esmeralda, José, Jacqueline, Yoselin, Giovanni, Rubí, Ximena.

A mi esposa, Nallely por el apoyo incondicional en todo momento, por ser la mujer que eres y por darme la satisfacción de ser padre.

A mi hijo, Santiago por iluminar con mayor fuerza mi vida y llenar de alegría a todos los que te rodeamos.

DATOS BIOGRÁFICOS

Datos generales:

Nombre: Marco Antonio Cervantes Garcia.

Fecha de nacimiento: 10 de octubre de 1984.

Lugar de origen: Felipe Carrillo Puerto, Compostela, Nayarit.

Profesión: Ingeniero Agrónomo Especialista en Parasitología Agrícola.

Formación académica:

Preparatoria: Preparatoria Agrícola, Universidad Autónoma Chapingo (2000-2003).

Licenciatura: Departamento de parasitología Agrícola, Universidad Autónoma Chapingo (2003-2007).

Maestría en Ciencias: Programa en Protección Vegetal del Departamento de Parasitología Agrícola, Universidad Autónoma Chapingo (2009-2011).

ÍNDICE GENERAL

ÍNDICE DE CUADROS	iv
ÍNDICE DE FIGURAS	v
RESUMEN	viii
ABSTRACT	viii
I. INTRODUCCIÓN	1
II. OBJETIVOS	3
III. REVISIÓN DE LITERATURA.....	4
3.1. Hongos presentes en la semilla	4
3.2. Tipos de asociación patógenos-semillas.....	5
3.3. Persistencia del patógeno	6
3.4. Enfermedades fungosas de la avena.....	7
3.4.1. Royas.....	7
3.4.2. Antracnosis por <i>Colletotrichum graminicola</i> (Ces.) Wils	8
3.4.3. Pudrición del cuello por <i>Fusarium culmorum</i> (W.G. Sm.) Sacc	8
3.4.4. Tizón de la espiga por <i>Fusarium graminearum</i> Schwabe	9
3.4.5. Moho níveo por <i>Fusarium nivale</i> Ces. Ex berl. Y Vogl.....	10
3.4.6. Mancha foliar por <i>Helminthosporium avenae</i> Eidam	11
3.4.7. Tizón de la espiga o pudrición del tallo por <i>Helminthosporium sativum</i> Pammel, King y Bakke (syn. <i>Bipolaris sorokiniana</i>)	12
3.4.8. Tizón por <i>Helminthosporium victoriae</i> Meehan y Murphy	13
3.4.9. Pudrición de la raíz por <i>Rhizoctonia solani</i> DC.....	14
3.4.10. Septoriosis de la hoja por <i>Septoria avenae</i> Frank	15
3.5. Hongos patógenos y saprofitos débiles	16
3.5.1. <i>Alternaria</i> sp. Nees.	17
3.5.2. <i>Aspergillus</i> sp. Micheli.	17
3.5.3. <i>Cladosporium</i> sp. Link.	17
3.5.4. <i>Epicoccum</i> sp. Link.	18
3.5.5. <i>Penicillium</i> sp. Link.	18
3.5.6. <i>Stemphylium</i> sp. Wallr.	19
3.5.7. <i>Torula</i> sp. Pers.	19

IV. MATERIALES Y MÉTODOS.....	20
4.1. Ubicación de localidades.....	20
4.1.1. Chapingo, Edo. de México.....	20
4.1.2. Coatepec, Edo. de México.....	20
4.1.3. Juchitepec, Edo. de México.....	21
4.1.4. Santa Lucia, Edo. de México.....	21
4.1.5. Francisco I. Madero, Tlaxcala.....	21
4.1.6. Nanacamilpa, Tlaxcala.....	21
4.1.7. Terrenate, Tlaxcala.....	22
4.1.8. Teacalco, Tlaxcala.....	22
4.1.9. Velasco, Tlaxcala.....	22
4.2. Variedades.....	22
4.2.1. Ágata.....	22
4.2.2. Turquesa.....	23
4.2.3. Chihuahua.....	23
4.3. Diseño experimental.....	24
4.4. Tratamientos.....	24
4.5. Variables en estudio.....	24
4.6. Método de identificación de hongos en semilla (Freezing Blotter).....	25
4.7. Identificación de hongos en laboratorio.....	25
4.8. Análisis de datos.....	26
V. RESULTADOS Y DISCUSION.....	27
5.1. Identificación de hongos por el método de Freezing Blotter.....	27
5.1.1. Hongos patógenos.....	29
5.1.2. Hongos saprofitos.....	56
5.2. Análisis de varianza de variables en estudio.....	71
5.3. Incidencia por localidad.....	73
5.4. Incidencia por variedad.....	75
5.5. Incidencia por aplicación.....	76
5.6. Análisis de correlación.....	77
5.7. Frecuencia por localidad.....	77

5.8. Frecuencia por variedad.....	92
VI. CONCLUSIONES	96
VII. LITERATURA CITADA.....	97

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1. Especies de hongos identificados por el método de Freezing Blotter y su frecuencia total.....	28
Cuadro 2. Análisis de varianza para la variable incidencia general de hongos	71
Cuadro 3. Análisis de varianza para la variable incidencia de hongos patógenos	72
Cuadro 4. Análisis de varianza para la variable incidencia de hongos saprofitos	72
Cuadro 5. Comparaciones de medias de la incidencia general de hongos, incidencia de patógenos e incidencia de saprofitos por localidad	74
Cuadro 6. Comparaciones de medias de la incidencia general de hongos, incidencia de patógenos e incidencia de saprofitos por variedad	75
Cuadro 7. Comparaciones de medias de la incidencia general de hongos, incidencia de patógenos e incidencia de saprofitos por aplicación	76
Cuadro 8. Análisis de correlación entre las variables evaluadas en las diferentes localidades y variedades	77

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Colonia de <i>A. alternarina</i> en semilla.....	29
Figura 2. Conidióforos y conidios de <i>A. alternarina</i>	30
Figura 3. Colonia de <i>A. cerealis</i> en semilla	31
Figura 4. Conidióforos y conidios de <i>A. cerealis</i>	31
Figura 5. Colonia de <i>A. uredinis</i> en semilla	32
Figura 6. Conidióforos y conidios de <i>A. uredinis</i>	32
Figura 7. Colonia de <i>A. niger</i> en semilla.....	33
Figura 8. Cabezas conidiales de <i>A. niger</i>	34
Figura 9. Cabeza conidial y conidios de <i>A. niger</i>	34
Figura 10. Colonia de <i>Cladosporium</i> sp. en semilla	35
Figura 11. Conidioforo y conidios de <i>Cladosporium</i> sp	36
Figura 12. Colonia de <i>Diplodia</i> sp. en semilla	37
Figura 13. Picnidios de <i>Diplodia</i> sp. en la semilla	37
Figura 14. Picnidios de <i>Diplodia</i> sp	38
Figura 15. Conidios de <i>Diplodia</i> sp.....	38
Figura 16. Colonia de <i>H. avenae</i> en semilla.....	39
Figura 17. Conidióforos y conidios de <i>H. avenae</i>	40
Figura 18. Colonia de <i>H. hawaiiense</i> en semilla.....	41
Figura 19. Conidióforos y conidios de <i>H. hawaiiense</i>	41
Figura 20. Colonia de <i>H. sativum</i> en semilla	42
Figura 21. Conidióforos y conidios de <i>H. sativum</i> en semilla	43
Figura 22. Conidios de <i>H. sativum</i>	43
Figura 23. Colonia de <i>H. spiciferum</i> en semilla	44
Figura 24. Conidióforos y conidios de <i>H. spiciferum</i>	45
Figura 25. Colonia de <i>H. victoriae</i> en semilla	46
Figura 26. Conidióforos y conidios de <i>H. victoriae</i>	46
Figura 27. Colonia de <i>F. avenaceum</i> en semilla	47
Figura 28. Esporodoquios de <i>F. avenaceum</i>	48
Figura 29. Esporodoquios de <i>F. avenaceum</i>	48
Figura 30. Macroconidios de <i>F. avenaceum</i>	49
Figura 31. Colonia de <i>F. moniliforme</i> en semilla	50
Figura 32. Conidióforos y macroconidios de <i>F. moniliforme</i>	50

Figura 33. Microconidios de <i>F. moniliforme</i>	51
Figura 34. Colonia de <i>F. oxysporum</i> en semilla	52
Figura 35. Microconidios de <i>F. oxysporum</i>	52
Figura 36. Colonia de <i>F. poae</i> en semilla.....	53
Figura 37. Microconidios de <i>F. poae</i>	54
Figura 38. Colonia de <i>Rhizoctonia solani</i> en semilla	55
Figura 39. Micelio de <i>Rhizoctonia solani</i>	55
Figura 40. Colonia de <i>Alternaria</i> sp. en semilla.....	56
Figura 41. Conidios de <i>Alternaria</i> sp	57
Figura 42. Peritecios de <i>Chaetomium</i> sp. en la semilla.....	58
Figura 43. Peritecios de <i>Chaetomium</i> sp	58
Figura 44. Colonia de picnidios de <i>Coniothyrium</i> sp. en semilla	59
Figura 45. Picnidios y picniosporas de <i>Coniothyrium</i> sp	59
Figura 46. Colonia de <i>Epicoccum</i> sp. en semilla.....	60
Figura 47. Conidióforos y conidios de <i>Epicoccum</i> sp	61
Figura 48. Colonia de <i>Gonatobotrys</i> sp. en semilla.....	62
Figura 49. Conidióforos y conidios de <i>Gonatobotrys</i> sp.	62
Figura 50. Colonia de <i>Graphium</i> sp. en semilla.....	63
Figura 51. Sinemas y conidios de <i>Graphium</i> sp.....	64
Figura 52. Colonia de <i>Nigrospora</i> sp. en semilla.....	65
Figura 53. Conidios de <i>Nigrospora</i> sp	65
Figura 54. Colonia de <i>Phoma</i> sp. en semilla.....	66
Figura 55. Picnidios de <i>Phoma</i> sp.....	67
Figura 56. Colonia de <i>Stemphylium</i> sp. en semilla.....	68
Figura 57. Conidios de <i>Stemphylium</i> sp.....	69
Figura 58. Colonia de <i>Torula</i> sp. en semilla	70
Figura 59. Conidios de <i>Torula</i> sp	70
Figura 60. Frecuencia de hongos encontrados en tres variedades de avena cosechadas Coatepec del ciclo P/V 2009	78
Figura 61. Frecuencia de hongos encontrados en tres variedades de avena cosechadas en Santa Lucia del ciclo P/V 2009.....	79
Figura 62. Frecuencia de hongos encontrados en tres variedades de avena cosechadas en Nanacamilpa del ciclo P/V 2009.....	80
Figura 63. Frecuencia de hongos encontrados en tres variedades de avena cosechadas en Terrenate del ciclo P/V 2009	81

Figura 64. Frecuencia de hongos encontrados en tres variedades de avena cosechadas en Velasco del ciclo P/V 2009	82
Figura 65. Frecuencia de hongos encontrados en tres variedades de avena cosechadas en Chapingo del ciclo P/V 2010	83
Figura 66. Frecuencia de hongos encontrados en tres variedades de avena cosechadas en Juchitepec del ciclo P/V 2010.....	84
Figura 67. Frecuencia de hongos encontrados en tres variedades de avena en Santa Lucia 1ra fecha del ciclo P/V 2010	85
Figura 68. Frecuencia de hongos encontrados en tres variedades de avena cosechadas en Santa Lucia 2ra fecha del ciclo P/V 2010.....	86
Figura 69. Frecuencia de hongos encontrados en tres variedades de avena cosechadas en Francisco I. Madero del ciclo P/V 2010	87
Figura 70. Frecuencia de hongos encontrados en tres variedades de avena cosechadas en Teacalco del ciclo P/V 2010	88
Figura 71. Frecuencia de hongos encontrados en tres variedades de avena cosechadas en Terrenate del ciclo P/V 2010	89
Figura 72. Frecuencia de hongos encontrados en semillas de la variedad Ágata provenientes de 12 localidades de temporal	92
Figura 73. Frecuencia de hongos encontrados en semillas de la variedad Chihuahua provenientes de 12 localidades de temporal	93
Figura 74. Frecuencia de hongos encontrados en semillas de la variedad Turquesa provenientes de 12 localidades de temporal	94

**BIODIVERSIDAD DE HONGOS EN SEMILLA DE AVENA (*Avena sativa* L.)
PRODUCIDA BAJO CONDICIONES DE TEMPORAL EN LA MESA CENTRAL DE
MÉXICO**

**BIODIVERSITY OF FUNGI IN SEED OATS (*Avena sativa* L.) PRODUCE UNDER
CONDITIONS RAIN FALL IN THE HIGH LAND OF CENTRAL MEXICO**

Marco Antonio Cervantes Garcia¹, Santos Gerardo Leyva Mir².

RESUMEN

Se aislaron hongos presentes en la semilla de tres variedades de avena de temporal en cinco localidades del ciclo P-V/2009 y siete localidades del ciclo P-V/2010. De cada una de las variedades se obtuvo dos muestras, una tratada con Tebuconazol y la otra sin aplicación de fungicida. Mediante el método de Freezing Blotter se identificaron tres especies de *Alternaria*, cuatro de *Fusarium*, cinco de *Helminthosporium*; además de *Aspergillus niger*, *Rhizoctonia solani*, *Diplodia* sp. y *Cladosporium* sp. Las especies aisladas de *Fusarium* fueron: *F. avenaceum*, *F. moniliforme*, *F. oxysporum*, *F. poae*. Las de *Helminthosporium* fueron: *H. avenae*, *H. hawaiiense*, *H. sativum*, *H. spiciferum* y *H. victoriae*. Las de alternaria fueron: *A. alternarina*, *A. cerealis* y *A. uredinis*. Se observó que donde se aplicó fungicida la incidencia fue 6% menor que en donde no se aplicó. La incidencia fue mayor en la variedad Chihuahua, seguida por Ágata y con menor incidencia Turquesa. Las localidades con mayor incidencia fueron: Velasco (2009) y Terrenate (2009).

Palabras clave: Avena, hongos patógenos, semilla, genotipos, incidencia.

ABSTRACT

Seeds of three varieties growing in five locations (PV/2009) and seven in the PV/2010 cycle, all under rain fall conditions. Two samples were taken from each variety, one for the tebuconazole treated and the other one from the untreated, using the method of "Freezing Blotter" oat seeds were germinated and incubated. Three species of *Alternaria*, four of *Fusarium*, five of *Helminthosporium* and *Aspergillus niger*, *Rhizoctonia solani*, *Diplodia* sp. and *Cladosporium* sp. were found. The following *Fusarium*, *Helminthosporium* and *Alternaria* species were identify through morphological keys: *F. avenaceum*, *F. moniliforme*, *F. oxysporum*, *F. poae*, *H. avenae*, *H. hawaiiense*, *H. sativum*, *H. spiciferum*, *H. victoriae*, *A. alternarina*, *A. cerealis* and *A. uredinis*. Much less fungi were found in the fungicide treated seeds as compared with the treated one in 6%. Fungi incidence were higher in Chihuahua variety following by Agata and Turquesa. Seeds recollected from the localities Velasco (2009) and Terrenate (2009) showed higher fungi incidence.

Key words: Oat, fungi pathogen, seed, genotypes, incidence.

¹ Estudiante del Programa de Protección Vegetal

² Director de investigación

I. INTRODUCCIÓN

La avena es una planta forrajera que juega un papel importante en la alimentación animal, se puede utilizar como forraje verde o como heno. La producción de grano se orienta hacia la alimentación del hombre; volúmenes menores se destinan para aves, ganado lechero y cerdos (Ortiz, 1979).

La avena es un cereal de importancia a nivel mundial, ocupa el cuarto lugar con una producción de 25, 784, 608 ton; superado por el trigo con 689, 945, 721 ton., el arroz con 685, 013, 374 ton y la cebada con 157, 644, 721 ton. Es el cereal de invierno de mayor importancia en los climas fríos del hemisferio norte después del trigo. Los principales países productores son Rusia (5, 834, 910 ton), Polonia (1, 262, 390 ton), Canadá (4, 696, 300 ton), Finlandia (1, 213, 400 ton), Australia (1, 160, 028 ton), España (1, 148, 900 ton), entre otros (FAOSTAT, 2010).

En nuestro país la superficie sembrada de avena se ha ido incrementando en los últimos años, para el 2008 se registró 835, 189 ha, de las cuales alrededor del 87% es uso forrajero y el 13% restante para grano. En México los principales estados productores de avena forrajera, en orden de importancia son: Chihuahua, Zacatecas, Durango, Estado de México y San Luis Potosí, para grano: Chihuahua, Durango, Estado de México, Zacatecas e Hidalgo. El rendimiento promedio nacional de avena forrajera en el 2008 fue de 15.47 ton ha⁻¹ y de grano de 1.5 ton ha⁻¹ (SIAP, 2010).

La producción de alimentos es una de las preocupaciones más apremiantes de los países en desarrollo, y es en donde la principal fuente de alimentos lo constituyen los granos; la disponibilidad de estos se ve afectada por factores de origen biótico como hongos, insectos y roedores, otros de tipo físico, como alta humedad y temperatura. Dentro de los factores bióticos los hongos juegan un papel importante en el deterioro de los granos y semillas afectando su poder germinativo, su calidad nutricional y sanitaria (Moreno, 1988).

El cultivo de avena es afectada por factores bióticos, como los hongos fitopatógenos, entre los que destacan las royas, carbones y manchas foliares. Las enfermedades que tienen mayor incidencia son la quemadura foliar de la avena (*Helminthosporium avenae*), septoriosis de la hoja (*Septoria avenae*), tizón de la panícula (*Fusarium graminearum*), roya de la corona (*Puccinia coronata*) y roya del tallo (*Puccinia graminis* f. sp. *avenae*), que ocasionan severas pérdidas económicas (Littlefield, 1981). Enfermedades como *H. avenae*, *H. sativum*, *Fusarium spp*, *Ustilago avenae* y *U. hordei* son llevadas en la semilla a nuevos ciclos de cultivos, ya sea en forma de micelio, conidios o ascosporas (Dickson, 1963).

Por otra parte, algunos hongos ponen en peligro la salud de los animales domésticos y la del hombre, ya que ciertas especies producen sustancias tóxicas, que por su origen se les ha denominado micotoxinas. Entre estos hongos se encuentran algunas especies de *Fusarium* que desafortunadamente es muy común en los cultivos agrícolas, en particular en los cereales; siendo este hongo uno de los tres más importantes productores de micotoxinas (Moreno, 1988).

La avena en la producción pecuaria, consumo humano y como semilla agrícola, demanda información sobre los hongos que invaden a estos productos, con el fin de conocer la calidad sanitaria de los granos y la condición biológica de las semillas, y a la vez para prevenir los daños ocasionados por estos microorganismos a través de un manejo adecuado de los granos y semillas después de la cosecha (Moreno, 1988).

En la actualidad existe muy poco conocimiento acerca de los patógenos asociados a la semilla de avena y que son transmitidos por este medio, por lo tanto, los objetivos del presente trabajo fueron:

II. OBJETIVOS

1. Identificar hongos presentes en semilla de avena proveniente de las principales zonas productoras de la Mesa Central de México.
2. Cuantificar la incidencia de hongos en la semilla en función de la aplicación foliar de fungicida.
3. Cuantificar si la incidencia de hongos varía entre las zonas productoras y entre variedades.

III. REVISIÓN DE LITERATURA

3.1. Hongos presentes en la semilla

Todos los cultivos agrícolas son invadidos por diversos microorganismos durante su desarrollo en el campo, siendo los hongos los más abundantes y la principal causa de enfermedades, ocasionando severas pérdidas económicas, al reducir el potencial productivo (Moreno, 1988); entre ellos se encuentran: *Fusarium*, *Rhizoctonia*, *Alternaria*, *Cladosporium*, *Helminthosporium* y muchos otros que causan enfermedades a las plantas y que son transmitidos de un ciclo a otro a través de las semillas. Por otra parte, también los granos y las semillas son afectados por patógenos cuyo hábitat natural, no es el campo sino el almacén, la bodega, el silo y las trojes, siendo principalmente especies de *Aspergillus* y *Penicillium*, hongos que causan reducción del poder germinativo de las semillas, el oscurecimiento de los granos y la producción de micotoxinas (Robles, 1983 y Moreno, 1988).

Dickson (1963), mencionó que los hongos causantes de enfermedades en el cultivo avena de son: *Sclerospora macrospora*, *Erysiphe graminis* f. sp. *avenae*, *Fusarium* spp., *Helminthosporium avenae*, *H. victoriae*, *Scolecotrichum graminis* var. *avenae*, *Colletotrichum graminicola*, *Septoria avenae*, *Ustilago avenae*, *U. hordei*, *Puccinia graminis* f. sp. *avenae* y *Puccinia coronata*.

Nivall (1999), además de los hongos mencionados anteriormente, reportó a otros hongos causantes de enfermedades en avena: *Cephalosporium gramineum*, *Claviceps purpurea*, *Pseudocercospora herpotrichoides*, *Fusarium culmorum*, *F. graminearum*, *F. nivale*, *Helminthosporium sativum*, *Pythium debarianum*, *P. irregulare*, *P. ultimum*, *Cercosporidium graminis*, *Typhula idahoensis*, *Gaeumannomyces graminis* var. *avenae* y *Rhizoctonia cerealis*.

3.2. Tipos de asociación patógenos-semillas

Los efectos de los patógenos transmitidos por semilla en la sanidad de las plantas varían ampliamente; algunos patógenos, matan a las semillas antes de su desarrollo, otros, matan las plántulas poco después de la germinación. Varios patógenos internos como carbones de los cereales no muestran efectos adversos, hasta cuando alcanzan la madurez; y algunos otros endófitos no tienen ningún efecto hacia el exterior, sin embargo; el desarrollo de las plántulas de semillas infectadas tienen menos vigor y están sujetas a otras enfermedades (Otis, 1993).

La presencia de un patógeno en la semilla, no asegura directamente la transmisión a las plántulas, la eficiencia en la tasa de transmisión debe ser estudiada y cuantificada. De manera general, la transmisión es afectada por las temperaturas, humedad, nivel de infección en la semilla y por la susceptibilidad del cultivar utilizado (Agrios, 2007).

Se distinguen tres tipos de asociaciones:

a) Patógeno acompañante de las semillas: A menudo se encuentran en restos de plantas o en el suelo que se mezcla con las semillas, el patógeno no se adhiere a ésta. Este tipo de asociación constituye probablemente el mayor grupo de transmisión de patógenos por semillas, como ejemplo se encuentra a *Claviceps purpurea* y *Fusarium graminearum* (Otis, 1993).

b) Patógeno adherido externamente en la superficie de la semilla: En este tipo de asociación, el patógeno es llevado pasivamente en la superficie de la semilla; en ese caso, se dice que la semilla está infestada (esporas de carbones). Estos patógenos suelen ser fácilmente controlados por los tratamientos químicos a las semillas y pueden ser cuantificados por el examen microscópico de alícuotas de líquido de lavado (Otis, 1993).

c) Patógenos localizados internamente en la semilla: En este caso se consideran dos tipos de infección, la primera es cuando el patógeno es transportado internamente

como estructuras vegetativas, generalmente se encuentra como micelio en el pericarpio o endospermo (*Alternaria*, *Bipolaris*, *Drechslera* y *Septoria*). El segundo es cuando el patógeno es encontrado como micelio de reposo en el embrión, como es el caso de *Ustilago* (Agrios, 2007). Patógenos establecidos en embrión y endospermo, son los más difíciles de eliminar (Otis, 1993).

3.3. Persistencia del patógeno

Normalmente, las condiciones necesarias para la germinación de la semilla, se asimilan a las de los patógenos, y se puede suponer que, después de invernación, el patógeno se activa inmediatamente después de la siembra de la semilla. El tiempo de persistencia claramente dependerá de factores como la naturaleza misma del agente patógeno, el estado en que se presenta como un contaminante y el método de almacenamiento de las semillas después de la cosecha. *Ustilago avenae* persiste por más de 13 años (Fischer, 1936); *H. avenae*, sobrevive normalmente como micelio en las cubiertas de las semillas de avena, manteniendo su viabilidad por un período de hasta 7-10 años. *Alternaria*, contaminante común en las semillas de avena, tiende a desaparecer en los primeros años del período de almacenamiento (Machacek y Wallace, 1952). La persistencia de las especies de *Fusarium* en la semilla de avena en Irlanda del Norte, tanto micelio y esporas pierden su viabilidad tras el almacenamiento de semillas de unos 3 años (Horsfall y Dimond, 1960).

En términos generales, las esporas transmitidas por la superficie de las semillas, como era de esperar, tienden a perder su viabilidad más rápidamente que el micelio, que está sentado en la cubierta de la semilla y los tejidos de la semilla. Se puede concluir que la persistencia de un patógeno transmitido por semillas en condiciones normales de almacenamiento de las semillas puede variar desde unos pocos meses, hasta 10 años o más, de acuerdo con la estructura de transmisión: conidios, clamidosporas, esclerocios, micelio en los tejidos de la cubierta de la semilla, micelio internamente en los tejidos de la semilla (Horsfall y Dimond, 1960).

3.4. Enfermedades fungosas del cultivo de avena

3.4.1. Royas

Roya de la corona o de la hoja por *Puccinia coronata* (Pers.) Cda

La roya de la hoja de la avena es una enfermedad importante en México, especialmente en áreas donde la humedad relativa es alta durante el crecimiento de cultivo (Leonard *et al.*, 2005); esta enfermedad se distingue fácilmente en campo por que las pústulas que produce son de color anaranjado brillante y se desarrollan principalmente en las hojas, pero pueden aparecer también en las vainas y espiguillas.

Roya del tallo por *Puccinia graminis* f. sp. *avenae* Eriks y Henn

En México la roya del tallo de la avena es la enfermedad más devastadora de este cultivo; tienen un rango de adaptación amplio desde ambientes críticos hasta ambientes favorables; la infección se inicia en la base del tallo o en su parte interna, ataca primeramente la vaina de la hoja, hasta traspasarla y continúa sobre el tallo hasta perforarlo; y la enfermedad se distingue fácilmente en campo porque las pústulas son de color café oscuro (Huerta-Espino *et al.*, 2010).

Pérdidas por roya del tallo

La roya del tallo en avena puede reducir el rendimiento hasta en 75% y peso de grano hasta en 60% (Epstein *et al.*, 1988); mientras que las pérdidas en la producción de materia seca en variedades susceptibles fluctúa entre 32 a 42 % (Villaseñor *et al.*, 2001). Leyva *et al.* (2004) reportaron que en las variedades Chihuahua y Juchitepec la enfermedad causó pérdidas de 755 y 713 kg ha⁻¹, esto es 36 y 35 % de la producción total.

Cuando se presenta la roya del tallo en variedades susceptibles, sus efectos progresivos sobre la planta son los siguientes: No llega a elongar y emitir la panícula, las panículas son más pequeñas, se reduce el número de panículas por metro cuadrado, se reduce el número y peso del grano, la paja se vuelve quebradiza (Huerta-Espino *et al.*, 2010).

3.4.2. Antracnosis por *Colletotrichum graminicola* (Ces.) Wils

Síntomas

Manchas alargadas de color rojo-marrón, en forma de lente que se producen en las hojas, especialmente las que están sujetas a la vaina. Después de la muerte del tejido foliar, aparecen acérvulos café oscuros; el tejido basal enfermo y de la corona se blanquea, luego se vuelve marrón y se cubre con acérvulos, las raíces y los tallos también son infectados. La infección de la panícula trae como consecuencia un peso ligero y los granos se estropean, las plantas enfermas son pequeñas y tienen pocos tallos (Nyvall, 1999).

Morfología

Acérvulos de color café oscuro o negro, enlongados; con pocas setas o muchas, de color marrón oscuro o negro, 1-2 septos, de 60-120 x 6.8 µm. conidióforos muy cortos, 6.12 x 2.1 µm; conidios falcados, de 18-26 x 4.3 µm (Jones y Clifford, 1983).

Biología y Epidemiología

Pasa el invierno como micelio y esporas en residuos infestados, pero el hongo no es transmitido por la semilla, la producción óptima de conidios es durante la estación húmeda a una temperatura de 25 °C y se diseminan por el viento a las plantas hospedantes (Nyvall, 1999). La enfermedad está asociada con suelos secos y de baja fertilidad (Dickson, 1963).

3.4.3. Pudrición del cuello por *Fusarium culmorum* (W.G. Sm.) Sacc

Síntomas

Produce lesiones de color café a marrón rojizo, éstas se pueden observar en la base de la hoja en las plántulas o en el tallo, justo debajo de la superficie del suelo. Algunas plantas también pueden tener estos puntos en el mesocotilo cerca de la semilla (Nyvall, 1999).

Morfología

La especie produce macroconidios cortos, gruesos o robustos, hialinos, curvos uniformemente, y notoriamente puntiagudos en su ápice (Wiese, 1987); tienen generalmente de tres a cinco septas y miden de 30-60 μm x 4-7 μm , no se producen microconidios ni peritecios, las clamidosporas se desarrollan eficientemente en el suelo y funcionan como mecanismo de supervivencia (Zillinsky, 1984).

Biología y Epidemiología

Esta especie sobrevive a condiciones más extremas, tanto de sequía como de heladas que *F. graminearum* (Zillinsky, 1984) y permanece en el suelo como clamidospora o como micelio en residuos infestados (Nyvall, 1999); ambas especies producen los mismos síntomas. Se presentan masas de conidios color rosado en las espigas de los cultivos atacados en la Meseta Central de México, en donde se ha observado esporulando en las hojas inmaduras de cereales (Zillinsky, 1984).

3.4.4. Tizón de la espiga por *Fusarium graminearum* Schwabe

Síntomas

El tizón de la espiga en avena no se detecta fácilmente, ya que la gluma cubre el grano; las glumas de las espiguillas infectadas, pueden ser parcialmente cubiertas por un crecimiento de color rosa que consiste en micelio y conidios; en casos severos, las glumas se arrugan y son ásperas, pero no se ponen color marrón. Peritecios pequeños de color negro que se pueden producir en las glumas cuando el grano se acerca a la madurez, si la semilla está muy enferma, las plántulas pueden morir antes de la emergencia; las plántulas con frecuencia sólo presentan un retraso en el crecimiento, pero muchas se vuelven cloróticas y mueren después de la emergencia, las raíces de las plántulas infectadas son de color rojo-marrón y se pudren, más adelante (Nyvall, 1999).

Morfología

Los macroconidios generalmente miden 25-50 µm y tienen de tres o más septas, se producen en masas de color naranja o amarillo durazno, en la base de las espiguillas o en las orillas de las glumas o lemas; éstos son hialinos, rectos o ligeramente curvos y con frecuencia tienen una célula apical alargada que se curva; el cuerpo principal de la espora es normalmente recto o ligeramente curvo y la célula apical se curva y adelgaza abruptamente hacia un punto. Cuando se presentan periodos prolongados de tiempo húmedo y caliente durante la cosecha, con frecuencia se desarrollan peritecios superficiales sobre las espigas y paja infectadas (Zillinsky, 1984).

Biología y Epidemiología

El anamorfo es *Gibberella zeae*, este hongo es transmitido por semilla, pasa el invierno como micelio en residuos infestados y como peritecios en avena, cebada, maíz, trigo y otros residuos enfermos del ciclo anterior, las ascosporas producidas en peritecios, se difunden por el viento a las plantas hospedantes, los conidios de *Fusarium spp.* son producidos a partir de micelio y también se difunden por el viento a las plantas hospedantes (Nyvall, 1999). *F. graminearum* persiste en el suelo casi indefinidamente, infecta pequeñas raíces o por heridas y a través del agua que conduce el cilindro central (Leyva, 1999).

3.4.5. Moho níveo por *Fusarium nivale* Ces. Ex berl. y Vogl

Síntomas

Es un patógeno importante en las zonas templadas y frías, produce infecciones en las plántulas y pudrición de la raíz cuando se presentan temperaturas frías (Zyllinsky, 1984). Las plantas enfermas presentan hojas cloróticas y necróticas de aspecto seco, una característica importante de diagnóstico es el color rosado del micelio y esporodoquios en los tejidos de la hoja y la corona (Nyvall, 1999). Las plantas mueren cuando están cubiertas por una capa de nieve o una vez que esta se ha derretido (Parry, 1990).

Morfología

Esta es la especie más fácil de identificar del género *Fusarium* que parasitan los cereales; los conidios son cortos, curvos, se adelgazan en sus extremos y las células del pie no están bien marcadas; Los conidios maduros miden 20-28 μm x 2.5-5 μm y usualmente tienen tres septas, los peritecios se desarrollan rápido en las hojas y las vainas foliares infectadas durante o después de la madurez, presentan ascosporas pequeñas, hialinas, elípticas, irregularmente curvadas, tienen de una a tres septas y miden 10-18 μm x 3.5 μm (Zyllinsky, 1984).

Biología y Epidemiología

El hongo en verano se disemina como peritecios o micelio en residuos infestados, las plantas en otoño son infectadas por medio de ascosporas diseminadas por el viento a las plantas hospedantes o micelio de crecimiento de los residuos previamente infestados de las plantas cercanas; las infecciones primarias se producen en vainas de las hojas cerca del nivel del suelo. La infección secundaria en la primavera se produce de dos maneras: por ascosporas producidas en peritecios que se desarrollaron durante el clima frío, húmedo y por conidios producidos en micelio y esporodoquios que crecían en las plantas de avena bajo la nieve, ambos tipos de esporas luego se difunden por el viento a otras plantas hospedantes (Nyvall, 1999). No se ha observado el moho néveo en los cereales de invierno de la Meseta Central de México, aunque ahí se presentan temperaturas inferiores a 0°C en las noches de noviembre a febrero, La etapa de manchas foliares sólo se desarrolla a mediados de verano (Zyllinsky, 1984).

3.4.6. Mancha foliar por *Helminthosporium avenae* Eidam

Síntomas

Esta enfermedad sólo ataca avena y por lo común es de escasa importancia (Zyllinsky, 1984). Por lo general las manchas que se producen en la lámina foliar, son de forma oblonga a lineal, con un margen irregular, y de color castaño rojizo claro, frecuentemente con el centro hundido, y los conidios son más abundantes en la parte

más vieja de la lesión; La lámina de la hoja infectada se vuelve amarillenta y se secan a medida que avanza la infección (Dickson, 1963).

Morfología

Los conidióforos son individuales o en grupos de 2 o 3, rectos o alternamente doblados pero pocas veces ramificados, de color café rojizo oscuro, de hasta 1 mm de largo; los conidios son cilíndricos, con extremos redondeados semicirculares, el color varía de verde claro en los conidios jóvenes a café amarillento en los más viejos, miden en promedio 25-140 x 12-22 μm y tienen 2-6 septas con una cicatriz conspicua (Warham *et al.*, 1998).

Biología y Epidemiología

La infección primaria se produce en el coleóptilo en hojas de la plántula a causa del inoculo llevado en las semillas o por micelio, conidios o ascosporas de los residuos de cultivo. Las infecciones secundarias se producen durante toda la estación de crecimiento, el inóculo ascospórico es una posible fuente de infección secundaria, así como también los conidios de lesiones de las hojas y rastrojos; las infecciones de semillas son frecuentes donde las manchas se desarrollan abundantemente (Dickson, 1963).

3.4.7. Tizón de la espiga o pudrición del tallo por *Helminthosporium sativum* Pammel, King y Bakke (syn. *Bipolaris sorokiniana*)

Síntomas

Este patógeno puede afectar a todos los cereales de grano pequeño, siendo menos común en avena; causa manchas foliares, pudriciones de la raíz y corona, tizón de las espigas y caída de las plántulas (Zillinsky, 1984). En avena los síntomas se presentan en las raíces causando pudrición de plántulas; las hojas se caen o se marchitan completamente, se ponen cloróticas y mueren finalmente. La enfermedad en plantas más viejas aparece como un oscurecimiento y debilitamiento de los tallos en la parte más baja. Con frecuencia, las plantas enfermas se doblan y se caen a la

superficie del suelo, pero la parte superior de los tallos se mantiene viva por algún tiempo después del acame (Nyvall, 1999).

Morfología

La colonia en la semilla es brillante, de color café oscuro a negro; está compuesta de masa densa de conidióforos y conidios; los conidióforos son de color café claro a oscuro, cortos, erguidos, en la mayoría de los casos individuales, solitarios o en grupos pequeños, rectos o alternamente doblados; miden hasta 220 µm de largo, 6-10 µm de ancho y producen 1-6 conidios separados por cortas distancias en la mitad superior. Los conidios son curvos o rectos, de color café oliváceo oscuro, lisos, más anchos en el medio, con extremos redondeados y una nítida cicatriz dentro de la célula basal; la parte final de las células terminales es subhialina, tienen 3-12 (en su mayoría, 6-10) septas y miden 4-120x17-28 µm (Warham *et al.*, 1998).

Biología y Epidemiología

Si ataca en etapas tempranas puede defoliar la planta, reduciendo el rendimiento y la calidad, ya que los granos estarán arrugados (Prescott *et al.*, 1986). El micelio es muy resistente a condiciones ambientales desfavorables y es abundante en residuos de gramíneas y en la superficie del suelo, el inóculo permanece en la semilla y residuos de cosecha que pueden sobrevivir al siguiente ciclo (Wiese, 1987; Nyvall, 1999).

3.4.8. Tizón por *Helminthosporium victoriae* Meehan y Murphy

Síntomas

La enfermedad se presenta como un tizón de la plántula y necrosis del tallo. Los primeros síntomas son un enrojecimiento y necrosis de las hojas de las plántulas; durante el crecimiento de la planta, progresa la pudrición del cuello y de la raíz. En el período que media entre la formación de los granos y su madurez, se desarrolla la invasión en el tallo y subsiguiente necrosis. Los nudos y la porción basal de los entrenudos más bajos se obscurecen y los tallos se quiebran en la región

internudósica necrosada, sobre las áreas necróticas del tallo se producen abundantes conidios de color oliváceo (Dickson, 1963).

Morfología

Los conidióforos son solitarios o en grupos, rectos o alternamente doblados, de color café claro; miden hasta 250 µm de largo y 6-10 µm de espesor. Los conidios son delgados, ligeramente curvos, se estrechan hacia los extremos, son de color café dorado claro, lisos, con 4-11 septas, y miden 40-120 x 12-19 µm. Las características de desarrollo en la semilla son muy similares a las de *H. sativum*, sólo que los conidios de *H. victoriae* son de color un poco más claro, delgados y ligeramente curvos (Warham *et al.*, 1998).

Biología y Epidemiología

El hongo es llevado por las semillas y persiste en los rastrojos, una vez establecida la enfermedad, aparece todos los años si se siembra variedades susceptibles (Dickson, 1963). Semillas enfermas se pueden pudrir en el suelo antes de la germinación; Por lo general, las plantas son infectadas en la etapa de plántula, ya que emergen de la tierra (Nyvall, 1999).

3.4.9. Pudrición de la raíz por *Rhizoctonia solani* DC

Síntomas

La avena es uno de los cereales más susceptibles a *R. solani*; las plantas que se enferman por este hongo pueden morir; causa lesiones en forma de diamante con el centro bronceado y márgenes color marrón oscuro sobre vainas de las hojas inferiores; esclerocios y micelio oscuro puede desarrollarse en lesiones entre los tallos y vainas de las hojas. Cuando las raíces están enfermas, las plantas pueden producir nuevas para compensar las que se han podrido. Las plantas enfermas tienen una apariencia rígida, tonos grisáceos, y se retrasan en la madurez (Nyvall, 1999).

Morfología

Micelio hialino en algunas especies y en otras oscuro, las células del micelio son largas, y con ramificaciones a partir de las hifas principales en ángulos de 90°. Forma esporodoquio, clamidosporas, esclerocios de colores claros y mal formados en algunas especies o marrón-negro y bien formados en otras especies, principalmente en las raíces u otras partes subterráneas de las plantas (Barnett y Honter, 1972).

Biología y Epidemiología

Sobrevive en forma de esclerocios en el suelo y micelio en residuos infestados de varias especies de plantas susceptibles. Las plantas pueden ser infectadas en cualquier momento durante la etapa de crecimiento; las raíces y los tallos son infectados por el micelio que crecen de la germinación de esclerocios o de un suelo pre colonizado, sobre todo en suelos secos y fríos a menos de 20% de su capacidad de retención de humedad (Nyvall, 1999).

3.4.10. Septoriosis de la hoja por *Septoria avenae* Frank

Síntomas

La enfermedad daña a la avena y gran número de gramíneas; se presentan manchas en las hojas y son moteadas de color castaño claro y oscuro y se presentan en zonas irregulares y restringidas o se extienden por toda la lámina y vaina de la hoja, cosa que depende de la susceptibilidad de la variedad. Las lesiones de la vaina de la hoja se extienden al tallo, provocando necrosis y ennegrecimiento seguidos con frecuencia por el vuelco o encamado. En las brácteas florales aparecen manchas irregulares pequeñas y de color castaño, que con frecuencia producen una coloración parda del grano (Dickson, 1963). Forma picnidios en las lesiones maduras si continúa el tiempo fresco y húmedo después de la infección inicial (Nyvall, 1999).

Morfología

Picnidios sub-epidérmicos, dispersos o en hileras, globosos a sub-globosos, de color pardo a negro desde un tamaño de 90 hasta 150 μm , ostiolo ligeramente elevado. Conidios producidos a partir de conidióforos en la pared interna de picnidio,

cilíndricos con extremos redondeados, rectos o ligeramente curvos, con 3 septos, de 25-45 x 3.4 μm . conidios más pequeños como, de 4-5 x 0.6-1 μm , producidos en picnidios más pequeños, 50-150 μm . fase perfecta con ascocarpos inmersos, globosos a sub-globoso, negros, ostiolo no sobresale, 60-130 μm . Ascas clavadas, 8 ascosporas, de 30-100 x 10-18 μm (Jones y Clifford, 1983).

Biología y Epidemiología

El hongo persiste de un año a otro en forma de micelio y picnidios sobre los rastrojos; las infecciones sobre las hojas se producen principalmente durante el tiempo frío y húmedo; la pudrición del tallo está asociada a la extensión de las lesiones dentro de la vaina de la hoja. El agente patógeno produce un compuesto tóxico que mata los tejidos con anterioridad a la invasión de micelio y el desarrollo de picnidios (Dickson, 1963).

3.5. Hongos saprofitos y patógenos débiles

Se caracterizan por crecer en productos almacenados a humedad relativa superior al 68%, causan ennegrecimiento de los embriones, por lo que reducen el poder germinativo (Moreno, 1996). *Aspergillus* y otros hongos de almacén, al invadir los embriones de las semillas, hacen que se reduzca notablemente el porcentaje de germinación; los olores y sabores que causan estos hongos a los granos son desagradables y algunos producen toxinas nocivas (Moreno, 1996).

Otros hongos son los llamados de campo, son agresivos, productores de esporas, están ampliamente distribuidos y se reproducen en tejido vegetal enfermo, maduro o muerto. Los géneros más comunes son *Alternaria*, *Stemphyllum*, *Epicoccum*, *Cladosporium* y *Torula*. Invaden las hojas, tallos y espigas de las plantas con efectos desfavorables en la maduración (Zillinsky, 1984).

3.5.1. *Alternaria* Nees

La mayoría de las especies existen como saprofitas, la colonia en semilla es generalmente gris oscura, pero también puede ser blanca, de color verde oliva, café o casi negro. Los conidióforos son de color café oscuro a oliváceo, se producen individualmente o, en ocasiones en pequeños grupos; pueden ser simples o ramificados y generalmente miden 3-6 μm de espesor y 50 μm de largo. Los conidios de la mayoría de las especies saprofitas de *Alternaria* que se presentan en los cereales se desarrollan en cadenas, tienen forma de huevo u óvalo, y a menudo se ahúsan para formar un pico en el ápice; son de color café oscuro a mediano, con paredes lisas o ligeramente rugosas, varias septas transversales y longitudinales u oblicuas, y miden 20-90 μm x 8-20 μm (Zillinsky, 1984; Warham *et al.*, 1998).

3.5.2. *Aspergillus* Micheli

Es un hongo cosmopolita y perjudicial que ataca semillas, pudriéndolos parcial o totalmente (Romero, 1993); la colonia es de color verde amarillento muy claro o intenso, café oliváceo o café. Los conidióforos hinchados en el ápice producen numerosas células esporíferas (fiálidas), con esporas en largas cadenas secas. Las cabezas conidiales típicamente son esféricas, hendidas en varias columnas mal definidas; su diámetro rara vez supera los 500-600 μm y, en la mayoría de los casos, miden 300 a 400 μm (Warham *et al.*, 1998). De algunas especies se conoce su fase perfecta, correspondiendo a los géneros *Eurotium*, *Emericella* o *Sartoya*; la mayoría son saprofitos (Romero, 1993). Entre los hongos más comunes en semillas almacenadas se encuentran las especies de los grupos *Aspergillus restrictus*, *A. glaucus*, *A. candidus*, *A. versicolor*, *A. ochraceus* y *A. flavus* (Moreno, 1996).

3.5.3. *Cladosporium* Link

Distribuido en todo el mundo, muchas especies saprofitas se encuentran comúnmente en las semillas de maíz y de trigo (Moreno, 1988). Los mohos negros de la espiga de trigo son causados por especies saprofitas o débilmente parásitas y por lo general se asocian con infestaciones de insectos, acame, deficiencias nutricionales y/o clima húmedo. La colonia en semilla se propaga como pequeños

puntos, a menudo de color verde oliva, pero también algunas veces gris, amarillo parduzco claro, café o café negruzco oscuro, en grupos algodonosos o vellosa. Las colonias tienen un crecimiento relativamente lento y producen poco micelio aéreo, pero normalmente tienen una esporulación abundante. Los conidióforos están erguidos, de color café oliváceo pálido a café, ramificados irregularmente en el ápice, dendroides, de hasta 250 μm de largo, 3-4 μm de ancho en la base, ligeramente ahusados hacia la punta. Los conidios se producen en cadenas en las ramificaciones de los conidióforos; son ovalados, cilíndricos u oblongos, con extremos redondeados, hialinos o de color café oliváceo a café, lisos o rugosos, unicelulares o con 1-3 septas; miden 5-23 x 3-8 μm . Las cadenas de conidios son muy frágiles y se rompen con facilidad (Zillinsky, 1984; Warham *et al.*, 1998).

3.5.4. *Epicoccum* Link

Saprofita común e invasor secundario (Moreno, 1988; Warham *et al.*, 1998). La colonia en semilla crece con rapidez y suele mostrar una pigmentación amarilla dentro del micelio compacto blanco, y en particular alrededor de éste. Los conidióforos son compactos y a veces ramificados, ralos, oscuros, lisos, cortos; se forman en grupos apretados a partir de las hifas y producen un sólo conidio terminal. Los conidios maduros son de color café oscuro a negro, en su mayoría esféricos pero también en forma de pera, septados irregularmente (Zillinsky, 1984; Warham *et al.*, 1998). Las septas a menudo están ocultas por la gruesa y rugosa pared de la espora, que parece estar cubierta por protuberancias cortas y romas. Los conidios miden 15-25 μm de diámetro y comúnmente se presentan en oscuras masas en forma de cojín de tamaño variable dentro del micelio y sobre la superficie de éste (Warham *et al.*, 1998).

3.5.5. *Penicillium* Link

Se produce en granos almacenados a bajas temperaturas y un contenidos de humedad ligeramente arriba de lo normal (Agrios, 2007). Las semillas se cubren con un micelio color verde aceituna a negro y con un aspecto polvoriento (Mathur y Cunfer, 1993). Existen más de 98 especies de este género, entre saprofitas y

patógenas en granos y sus derivados (Moreno, 1996). Presentan conidióforos largos, septados, lisos o rugosos, individuales o en sinemas, ramificados cerca del ápice en uno o dos verticilios; ramas terminadas en fiálides o células fértiles productoras de conidios de forma basipétala y unidos en cadena, pero fácilmente separables al madurar, globosos a elípticos y lisos o equinulados (Romero, 1993).

3.5.6. *Stemphylium* Wallr

Distribuido en todo el mundo, saprofita común en materia vegetal muerta (Zillinsky, 1984); la colonia en semilla es gris, café, café oliváceo o negro, en forma de cojín o algodonosa. Los conidióforos son de colores café oscuro, simples o a veces ramificados, con un diámetro de 3 a 6 μm ; se forman oscuras protuberancias terminales sucesivas a medida que se produce en sucesión cada conidio nuevo. Los conidios son de color café oliváceo a oscuro, con tabiques horizontales, verticales y oblicuos; tienen forma rectangular u ovalada, están redondeados en los extremos, son lisos o rugosos, a menudo estrechados en uno o más de las sepias. Los conidios más viejos son casi negros, muy rugosos, y miden 15-20 x 18-35 μm (Warham *et al.*, 1998).

3.5.7. *Torula* Pers

Distribuido en todo el mundo, saprofita común e invasor secundario, de mayor abundancia durante los periodos de cosecha húmedos. En la semilla, el hongo produce pequeñas colonias compactas de color verde oliva, que pueden aglutinarse, cuando son más viejas, suelen tornarse de color café. Hay pocos o ningún conidióforo, no se distinguen con facilidad, con conidios que surgen más o menos directamente de las hifas vegetativas. Los conidios se producen en largas cadenas que se rompen en fragmentos de una o más células cuando maduran, tienen forma de barril, con las células terminales redondeadas; miden unos 6 μm de diámetro, tienen una superficie lisa o delicadamente rugosa y son de color café oscuro a negro. A menudo se produce la ramificación de la cadena en una célula esférica, que es más oscura y más notablemente espinosa que las otras (Warham *et al.*, 1998).

IV. MATERIALES Y MÉTODOS

El ensayo se estableció durante los ciclos primavera verano del 2009 y 2010 en 10 ambientes de temporal considerados estratégicos para realizar trabajos de investigación por el Programa Nacional de Mejoramiento Genético de Avena del INIFAP. Coatepec y Sta. Lucia, Edo. de México; y Nanacamilpa, Terrenate y Velasco, Tlaxcala fueron los ambientes en donde se realizó el muestreo durante el ciclo P-V/2009, y durante el P-V/2010 fueron Chapingo, Juchitepec y Sta. Lucia, Edo. de México; y Francisco I. Madero, Terrenate y Teacalco, Tlaxcala; Sta. Lucia Ciclo P-V/2010 se obtuvieron muestras de 2 fechas de siembras separadas por un lapso de 15 días. A continuación se marca las características de las diferentes localidades.

4.1. Ubicación de localidades

4.1.1. Chapingo, Edo. de México

Se localiza en el Estado de México en el municipio de Texcoco, su ubicación geográfica es 19° 29' de latitud norte, 98° 53' longitud oeste, a una altitud de 2250 msnm. Con un clima Cb (wo) (w) (i) g, presenta una precipitación media anual de 636.5 mm, su temperatura media anual es de 15.2 °C, media máxima de 17.9 °C y media mínima de 11.8 °C (García, 1988).

4.1.2. Coatepec, Edo. de México

Se localiza en el Estado de México en el municipio de San Vicente Chicoloapan su ubicación geográfica es 19° 19' latitud norte y 98° 53' longitud oeste, a una altitud 2320 msnm, con una precipitación media anual de 660 mm, su temperatura media anual de 15.1°C, máxima de 33°C y mínima de -8°C (García, 1988).

4.1.3. Juchitepec, Edo. México

Se localiza al sureste del Estado de México, su ubicación geográfica es 19° 05' latitud norte y 98° 52' longitud oeste, situándose a una altitud de 2530 msnm. Presenta un clima tipo C(w₂)(w)i, que se clasifica como templado subhúmedo, el más húmedo de su grupo, lluvias en verano, isothermal, con una precipitación media anual de 807.5 mm y temperatura media anual de 14°C (García, 1988).

4.1.4. Santa Lucia, Edo. México

Se localiza en el Estado de México, su ubicación geográfica es 19° 27' latitud norte y 98° 53' longitud oeste, a una altitud de 2260 msnm. El clima que presenta es del tipo C (w₀) (w) b (i') g, el cual se define como templado subhúmedo, con una precipitación media anual de 636.5 mm, régimen de lluvias en verano, temperatura media anual de 15.2°C, poca oscilación térmica (García, 1988).

4.1.5. Francisco I. Madero, Tlaxcala

Se localiza en el estado de Tlaxcala en el municipio de Nanacamilpa de Mariano Arista, su ubicación geográfica es 19° 31' latitud norte y 98° 29' longitud oeste, a una altitud de 2652 msnm, presenta clima tipo C (w), que se clasifica como templado sub húmedo con lluvias en verano, temperatura media anual de 14.4°C, con una precipitación media anual de 620 mm (INEGI, 2010).

4.1.6. Nanacamilpa, Tlaxcala

Se localiza al poniente del estado de Tlaxcala en el municipio de Nanacamilpa de Mariano Arista, su ubicación geográfica es 19° 29' latitud norte y 98° 33' longitud oeste, a una altitud de 2811 msnm, presenta clima tipo C (w), que se clasifica como templado sub húmedo con lluvias en verano, temperatura media anual de 14.4°C, con una precipitación media anual de 790 mm (INEGI, 2010).

4.1.7. Terrenate, Tlaxcala

Se localiza al noreste del estado de Tlaxcala, su ubicación geográfica es 19° 28' latitud norte y 97° 55' longitud oeste, a una altitud de 2577 msnm; presenta un clima tipo C (w), que se clasifica como templado subhúmedo con lluvias en verano (junio a septiembre), temperatura media anual de 14.2°C, con precipitación media anual de 605.2 mm (INEGI, 2010).

4.1.8. Teacalco, Tlaxcala

Se localiza al oriente del estado de Tlaxcala en el municipio de San José Teacalco, su ubicación geográfica es 19° 21' latitud norte y 98° 02' longitud oeste, a una altitud de 2607 msnm, presenta un clima tipo C (w), que se clasifica como templado subhúmedo con lluvias en verano, temperatura media anual de 14.1°C, precipitación media anual de 894.8 mm (INEGI, 2010).

4.1.9. Velasco, Tlaxcala

Se localiza al oriente del estado de Tlaxcala en el municipio de Xalostoc, su ubicación geográfica es 19° 25' latitud norte y 98° 00' longitud oeste, a una altitud de 2458 msnm, presenta un clima tipo C (w), que se clasifica como templado subhúmedo con lluvias en verano, temperatura media anual de 13.9°C, precipitación media anual de 630 mm (INEGI, 2010).

4.2. Variedades

4.2.1. Ágata

Es una nueva variedad de avena que posee mayor resistencia a roya del tallo que las variedades Karma, Avemex y Obsidiana, y las supera en producción de grano y forraje, y fue liberada por el INIFAP (Villaseñor *et al.*, 2009a).

Es de habito de primavera, de ciclo intermedio (105 días a madurez fisiológica en promedio), de altura media (104 cm), tolerante al acame, con alto potencial de

rendimiento de grano, con alta relación grano paja y responde a cualquier tipo de ambiente de producción bajo temporal (Villaseñor *et al.*, 2009a).

Es moderadamente resistente a roya del tallo (*Puccinia graminis* f.sp. *avenae*) y roya de la corona (*Puccinia coronata*), y es tolerante al complejo de enfermedades foliares causadas por *Helminthosporium avenae*, *Septoria avenae* f. sp. *avenae* y *Colletotrichum graminicola* (Villaseñor *et al.*, 2009a).

4.2.2. Turquesa

Es de hábito de primavera y fue obtenida en el Programa de Mejoramiento Genético de Avena del Campo Experimental Valle de México (CEVAMEX), por recombinación genética y selección. Es una variedad con alto potencial de rendimiento de grano y con buena producción de forraje henificado o achicalado. Se sugiere su siembra en ambientes de producción críticos, intermedios y favorables ubicados en las áreas temporaleras donde se produce avena durante el verano. De manera general se comporta moderadamente resistente a roya del tallo y de la corona, y expresa tolerancia al complejo de enfermedades foliares (Villaseñor *et al.*, 2009b).

La variedad es de ciclo vegetativo intermedio (105 días a madurez fisiológica), con porte medio (97 cm en promedio), tolerante al acame, follaje de color verde oscuro de antesis a la etapa de grano lechoso, panícula con alta densidad de granos, grano de tamaño mediano y alta relación grano-paja. Tiene un rendimiento medio de 2.6 t ha⁻¹ en grano bajo temporal, pero ha producido hasta 6.2 t ha⁻¹, y en producción de forraje henificado los rendimientos son de 11 t ha⁻¹ (Villaseñor *et al.*, 2009b).

4.2.3. Chihuahua

Es una variedad para producción de grano y forraje, de porte semirecto de ciclo intermedio (115 a 130 días de la siembra a la madurez en áreas de temporal), con una altura de 70 a 110 cm en regiones temporaleras y alcanza hasta 140 cm bajo riego; el grano es de tamaño mediano y delgado con cáscara amarillo oscuro; es

susceptible a la roya del tallo. El rendimiento de esta variedad bajo temporal varía de 1.2 a 3 t ha⁻¹ de grano cuando no hay problemas de enfermedades y bajo riego puede rendir hasta 4 t ha⁻¹ (Jiménez, 1992).

4.3. Diseño experimental

Se realizó un diseño experimental de bloques al azar con un arreglo de tratamientos de parcelas divididas, ubicado en las parcelas grandes los tratamientos con y sin fungicida, y en las parcelas chicas los genotipos (Garza, 1994).

4.4. Tratamientos

Cada tratamiento consistió en cuatro surcos de cinco metros de longitud, al tratamiento con fungicida se realizó dos aplicaciones de Folicur (tebuconazole) a una dosis de 0.5 l ha⁻¹ de PC; la primera aplicación se realizó después del embuche y la segunda 15 días después. Al momento de la cosecha se tomaron cinco muestras (5 repeticiones) al azar de ocho semillas, resultando un total de 40 por tratamiento (Cochran, 1982); posteriormente en el laboratorio del Departamento de Parasitología Agrícola, se colocaron las semillas en cámara húmeda por el Método de Freezing Blotter, con el objetivo de inducir el crecimiento de hongos (Warham *et al.*, 1998).

4.5. Variables en estudio

Las variables cuantitativas evaluadas en el presente trabajo fueron:

- 1) Incidencia general de hongos:** es el número o proporción de plantas enfermas (hojas, tallos, frutos, semillas) que muestren cualquier tipo de síntomas.
- 2) incidencia de hongos patógenos:** es el número o proporción de plantas enfermas (hojas, tallos, frutos, semillas) que muestren cualquier tipo de síntomas ocasionado por un patógeno
- 3) incidencia de hongos saprofitos:** es el número o proporción de plantas enfermas (hojas, tallos, frutos, semillas) que muestren cualquier tipo de síntomas ocasionados por un saprófito.

Para obtener la incidencia general se observó la presencia o no de hongos en la semilla, por tratamiento. El número de semillas con presencia de hongos se dividió entre el número total de semillas analizadas, multiplicadas por 100 y se obtuvo la incidencia general en porcentaje. De la incidencia general, se anotó el número de hongos patógenos y hongos saprófitos, se realizó el cociente del número de semillas con presencia de hongos patógenos o saprófitos según el caso, con el número total de semillas analizadas, se multiplicó por 100 para obtener las incidencias en porcentaje.

4.6. Método de identificación de hongos en semilla (Freezing Blotter)

Tratamiento previo: se remojaron las semillas durante tres minutos en una solución al 6% de hipoclorito de sodio para evitar la presencia de patógenos y posteriormente se enjuagó con agua destilada (Warham *et al.*, 1998).

Procedimiento: se colocaron las semillas separadas por espacios uniformes sobre 3 capas de papel secante húmedas en cajas transparentes de plástico. Se sellaron las cajas con parafilm y se incubaron a 20°C durante dos días (12 horas con luz blanca y 12 horas con oscuridad). Después se colocaron las cajas en el congelador a temperatura de -15 a -20°C durante un día y finalmente se dejaron a 20°C durante 11 días (Warham *et al.*, 1998).

4.7. Identificación de hongos en laboratorio

La identificación de los hongos presentes en las semillas se realizó utilizando características de las colonias y morfología de conidios, en preparaciones temporales con lactofenol al 10%, mismas que se observaron al microscopio compuesto. Las colonias desarrolladas se compararon en base a Dickson (1963), Barnett y Honter (1972), Zillinsky (1984), Wiese (1987), Sivanesan (1987), Warham *et al.*, (1998), Leslie y Summerell (2006) y Simmons (2007).

4.8. Análisis de datos

La incidencia general de hongos, incidencia de hongos patógenos e incidencia de hongos saprófitos en porcentaje, de cada tratamiento, se analizaron con el apoyo del paquete estadístico SAS (Statistical Analysis System) en un diseño en parcelas divididas y se realizó comparación de medias por Tukey con un $\alpha=0.05$ (Garza, 1994); además se obtuvo la frecuencia de las diferentes especies de hongos identificados por sitios y variedades.

V. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

5.1. Identificación de hongos por el método de Freezing Blotter

Los géneros o en su caso especies de hongos identificados de acuerdo a características de la colonia y morfología de conidios se muestran en el Cuadro 1, el cual indica que se encontraron 26 hongos diferentes, de los cuales 16 fueron patógenos y 10 saprófitos. También se muestra el número de colonias encontradas y su frecuencia total en porcentaje, en donde el 65.69% presentó incidencia de hongos y el resto 34.31% fue semilla sana. Los patógenos con mayor frecuencia fueron: *Cladosporium* sp., *Alternaria uredinis* y *Rhizoctonia solani*; los tres suman 19.65% del total. Mientras que los saprófitos fueron: *Alternaria* sp., *Epicoccum* sp. y *Phoma* sp. con 36.88%.

La semilla muestreada aparentemente se observó sana al momento de la colecta, sin embargo, al colocarlas en cámara húmeda por el método de Freezing- Blotter se logró la germinación, crecimiento y reproducción de estructuras de los hongos presentes en la semilla de avena. Ridao y Roca (2002) mencionaron que los agentes fitopatógenos y las plagas son capaces de asociarse con las semillas de sus hospedantes, muchas veces de manera imperceptible, allí pueden sobrevivir por largos periodos y diseminarse a regiones muy distantes. Las semillas infectadas pueden actuar como medio de supervivencia, como fuente de inóculo capaz de infectar al nuevo cultivo cuando es sembrada e incluso introducir patógenos en áreas donde no existían. La falta de síntomas no significa que se encuentren libres de patógenos y más de uno pueden infectar la misma semilla mostrando variedad en ellos.

Moreno (1988) mencionó que dentro de los factores bióticos los hongos juegan un papel importante en el deterioro de los granos y semillas afectando su poder germinativo, y su calidad nutricional y sanitaria como granos alimenticios.

Cuadro 1. Especies de hongos identificados por el método de Freezing Blotter y su frecuencia total.

No.	Hongo	Patógeno o Saprófito	Ciclo P-V		Número de colonias	Frecuencia en %
			09	10		
1	<i>Alternaria alternarina</i>	Patógeno	x		20	0.69
2	<i>Alternaria cerealis</i>	Patógeno	x		25	0.87
3	<i>Alternaria</i> sp.	Saprófito	x	x	533	18.51
4	<i>Alternaria uredinis</i>	Patógeno	x	x	139	4.87
5	<i>Aspergillus niger</i>	Patógeno		x	3	0.10
6	<i>Chaetomium</i> sp.	Saprófito	x		4	0.14
7	<i>Cladosporium</i> sp.	Patógeno	x	x	310	10.76
8	<i>Coniothyrium</i> sp.	Saprófito	x		2	0.07
9	<i>Diplodia</i> sp.	Patógeno	x	x	3	0.10
10	<i>Epicoccum</i> sp.	Saprófito	x	x	445	15.45
11	<i>Fusarium avenaceum</i>	Patógeno	x		9	0.31
12	<i>Fusarium moniliforme</i>	Patógeno	x	x	3	0.10
13	<i>Fusarium oxysporum</i>	Patógeno	x		1	0.03
14	<i>Fusarium poae</i>	Patógeno	x		4	0.14
15	<i>Gonatobotrys</i> sp.	Saprófito	x	x	46	1.60
16	<i>Graphium</i> sp.	Saprófito	x		1	0.3
17	<i>Helminthosporium avenae</i>	Patógeno	x		7	0.24
18	<i>Helminthosporium hawaiiense</i>	Patógeno	x		2	0.07
19	<i>Helminthosporium sativum</i>	Patógeno	x	x	27	0.94
20	<i>Helminthosporium spiciferum</i>	Patógeno		x	1	0.03
21	<i>Helminthosporium victoriae</i>	Patógeno	x		1	0.03
22	<i>Nigrospora</i> sp.	Saprófito	x		13	0.45
23	<i>Phoma</i> sp.	Saprófito	x	x	84	2.92
24	<i>Rhizoctonia solani</i>	Patógeno	x	x	117	4.06
25	<i>Stemphylium</i> sp.	Saprófito	x	x	3	0.10
26	<i>Torula</i> sp.	Saprófito	x		40	1.39
	Micelio hialino		x	x	49	1.70
	Subtotal				1892	65.69
	Semilla sana				988	34.31
	Total				2880	100

Ruiz (2007) en un estudio similar identificó 20 géneros y/o especies, de los cuales 11 coinciden con los encontrados en el presente estudio y son: *Fusarium moniliforme*, *F. oxysporum*, *F. avenaceum*, *H. sativum*, *Rhizoctonia solani*, *Alternaria* sp., *Phoma* sp., *Stemphylium* sp., *Nigrospora* sp., *Gonatobotrys* sp. y *Chaetomium* sp.; además

identificó a *Fusarium graminearum*, *F. equiseti*, *H. giganteum*, *Curvularia* sp., *Botrytis* sp., *Penicillium* sp., *Ulocladium* sp., *Myrothecium* sp. y *Stachybotrys* sp.

5.1.1. Hongos patógenos

***Alternaria alternarina* Anam**

La colonia en la semilla se observó de color oscuro y de crecimiento lento (Figura 1). Conidióforos primarios sencillos con un sitio de esporulación apical, o unos cuantos geniculados. El cuerpo del conidio inicial es más largo que los cuerpos de los conidios secundarios producidos en la misma cadena (Figura 2). La producción de conidios no se produce en masas densas, en su lugar, cada ápice de hifa lleva una cadena simple de conidios de 1-10 o un pequeño complejo de ramificación de hasta 15-20 conidios, la descripción de la colonia en semilla y de morfología del hongo coincide con la realizada por Simmons (2007).



Figura 1. Colonia de *A. alternarina* en semilla.



Figura 2. Conidióforos y conidios de *A. alternarina*.

***Alternaria cerealis* Hill**

La colonia en la semilla se observó de color oscuro claro y su crecimiento fue lento al igual que *A. alternarina* (Figura 3). Las características de conidióforos y conidios coinciden con lo descrito por Simmons (2007), conidióforos cortos, simples 50-100 x 3.5-5 μm , levemente geniculados, ramificados en cadenas de 30-40 conidios de cada conidióforo primario. El conidio inicial en un grupo de cadenas de ramificación es largo, elipsoide o claviforme con 5-8 septos transversales y una longitudinal en 1-3 de los segmentos transversales, conidios secundarios ovoides y tienen un rango de tamaño de aproximadamente 20 a 30 x 10 a 15 μm . con 3-5 septas transversales y 1-2 longitudinales en algunos de los segmentos transversales (Figura 4).



Figura 3. Colonia de *A. cerealis* en semilla.

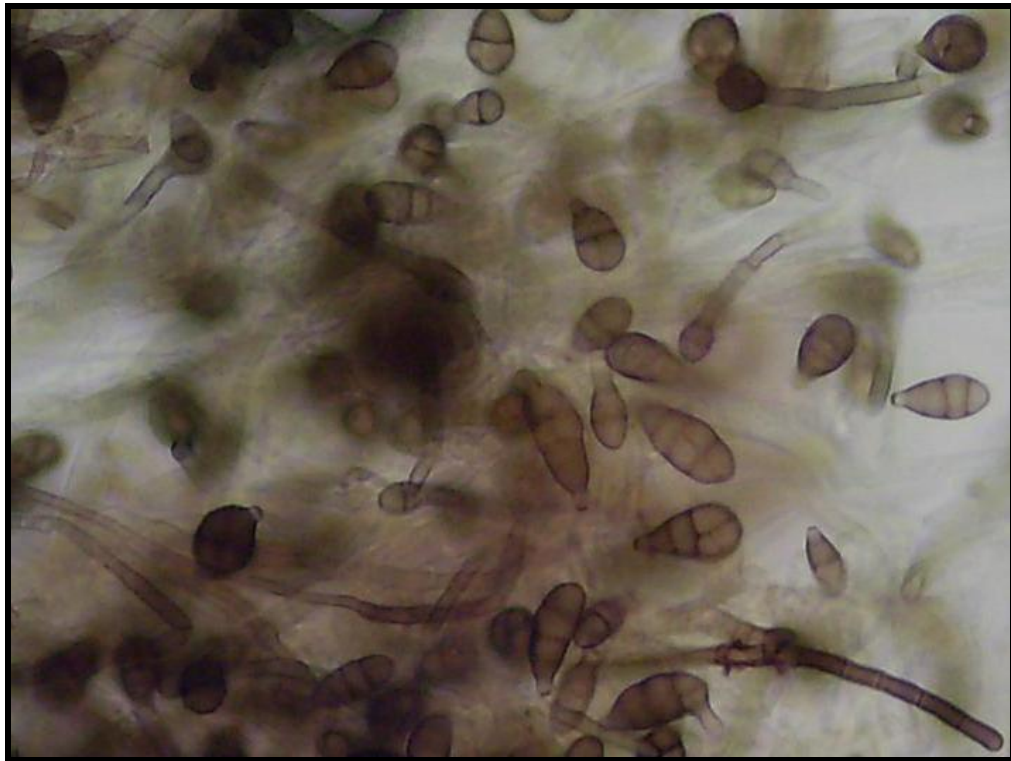


Figura 4. Conidióforos y conidios de *A. cerealis*.

***Alternaria uredinis* Ellis y Barth**

La colonia en la semilla se observó de color oscuro y su crecimiento fue más rápido que en *A. alternarina* y *A. cerealis* (Figura 5). Las características de conidióforos y conidios coinciden con lo descrito por Simmons (2007), conidióforos abundantes, cortos, simples, tamaño de 30-40 x 5-7 μm , conidios jóvenes claviformes, después alargados, septados distalmente y ápice redondeado (Figura 6). El tamaño de los conidios es de 80-100 x 12-19 μm . de 1 a 3 de las 9-11 septas transversales, están moderadamente constreñidas; 1-2 septas largas son producidas en cada uno de los 3-5 segmentos transversales, de color amarillo-marrón; paredes exteriores lisas.



Figura 5. Colonia de *A. uredinis* en semilla.



Figura 6. Conidióforos y conidios de *A. uredinis*.

***Aspergillus niger* Van Tieghem**

La descripción de la colonia en semilla y la morfología del hongo coincide con lo descrito por Warham *et al.* (1998), la colonia en semilla creció lentamente y está constituida por un micelio basal entre compacto y suelto, de color blanco o tenuamente amarillo, que produce abundantes estructuras conidiales erguidas y apiñadas, de color negro carbón o negro parduzco intenso (Figura 7). Cabezas conidiales grandes y negras, esféricas o divididas en dos o más columnas poco o bien definidas; 700-800 μm de diámetro (Figura 8). Conidióforos lisos, hialinos o tenuamente parduzcos cerca del ápice; 3.0 mm de largo y 15-20 μm de diámetro. Ápices esféricos, de hasta 75 μm de diámetro; se producen dos series de células que generan conidios (células de apoyo y fiálidas), pero en algunas cabezas solo hay fiálidas. Conidios esféricos en la madurez, a menudo muy rugosos o espinosos; en su mayoría tienen un diámetro de 4-5 μm y son muy oscuros o con estrías longitudinales muy visibles (Figura 9).



Figura 7. Colonia de *A. niger* en semilla.



Figura 8. Cabezas conidiales de *A. niger*.



Figura 9. Cabeza conidial y conidios de *A. niger*.

***Cladosporium* Link**

La descripción de la colonia en semilla coincide con lo descrito por Warham *et al.* (1998) y la morfología de conidióforo y conidios con Zillinsky (1984) y Warham *et al.* (1998), la colonia en semilla se propaga como pequeños puntos, a menudo de color verde oliva o gris, en grupos algodonosos o vellosa, tienen un crecimiento relativamente lento y producen poco micelio aéreo, pero tienen esporulación abundante (Figura 10). Conidióforos erguidos, de color café oliváceo pálido, ramificados irregularmente en el ápice, dendroides, de hasta 250 μm de largo, 3-4 μm de ancho en la base, ligeramente ahusados hacia la punta. Conidios producidos en cadenas en las ramificaciones de los conidióforos, son ovalados, cilíndricos u oblongos, con extremos redondeados, hialinos o de color café oliváceo a café, lisos o rugosos, unicelulares o con 1-3 septas; miden 5-23 x 3-8 μm (Figura 11).



Figura 10. Colonia de *Cladosporium* en semilla.



Figura 11. Conidioforo y conidos de *Cladosporium*.

***Diplodia* sp. Sacc**

La colonia en la semilla se observó gris con un tinte blanco y su crecimiento fue lento (Figura 12), picnidios negros entremezclados en el micelio e inmersos en la superficie de la semilla (Figura 13). Picnidios esféricos o en forma de frasco, de color café oscuro a negro, con un diámetro de 150-300 μm , pared multicelular, más oscuros alrededor del ostiolo circular que se extiende hacia afuera y mide 40 μm de diámetro (Figura 14). Conidios de color café oliváceo, rectos o ligeramente curvos, bicelulares; miden 5-8 x 15-34 μm (Figura 15). La descripción de la colonia en semilla y morfología del hongo concuerda con la realiza por Warham *et al.* (1998).



Figura 12. Colonia de *Diplodia* sp. en semilla.



Figura 13. Picnidios de *Diplodia* sp. en semilla.



Figura 14. Picnidios de *Diplodia* sp.

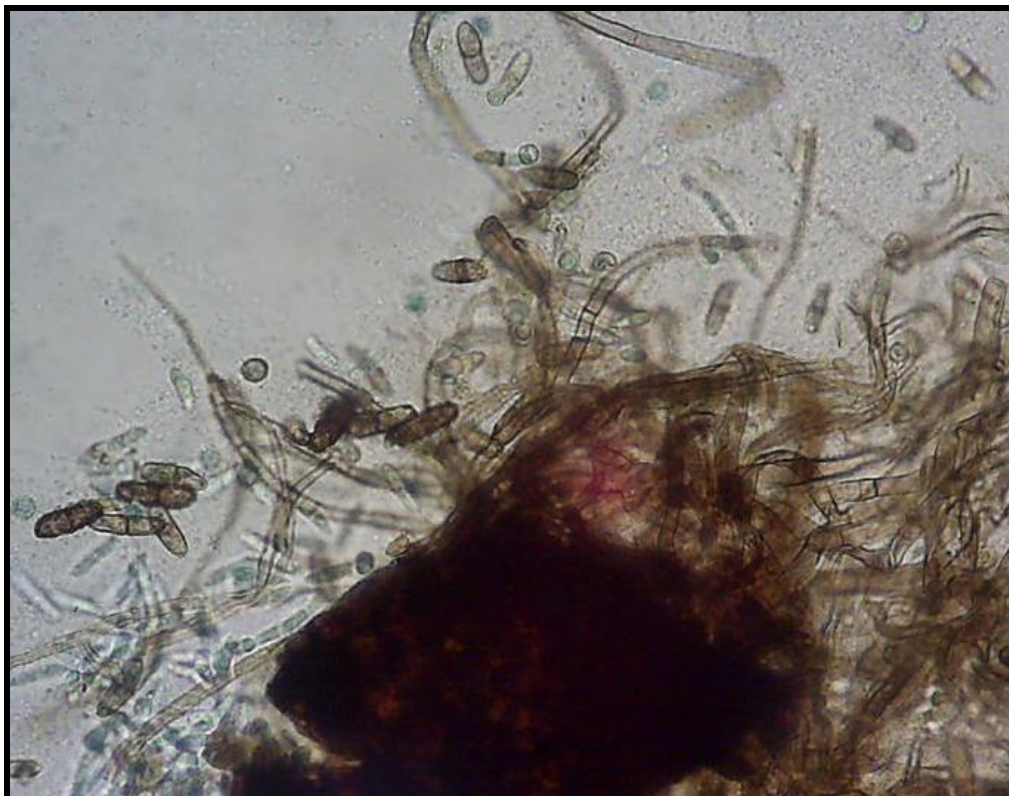


Figura 15. Conidios de *Diplodia* sp.

***Helminthosporium avenae* Eidam**

La colonia en semilla se observó gris negruzca, con poco micelio aéreo y principalmente conidióforos que producen conidios (Figura 16), esta descripción concuerda con Zillinsky (1984) y Warham *et al.* (1998). Conidióforos individuales o en grupos de 2 o 3, rectos o alternamente doblados pero pocas veces ramificados, de color café rojizo oscuro. Conidios cilíndricos, extremos redondeados semicirculares, el color varía de verde claro en los conidios jóvenes a café amarillento en los más viejos, tamaño de 25-140 x 12-22 μm y tienen 2-6 septas con una cicatriz conspicua (Figura 17).



Figura 16. Colonia de *H. avenae* en semilla.



Figura 17. Conidióforos y conidios de *H. avenae*.

***Helminthosporium hawaiiense* Alcorn**

Las colonias se observaron de color gris o negro oscuro (Figura 18). Conidióforos simples, flexibles, geniculados, lisos, cilíndricos, septados, de color pálido a marrón, de hasta 120 micras de largo y 2.7 μm de ancho. Conidios rectos, elipsoidales, oblongos o cilíndricos, con los extremos redondeados, de color pálido a café, 2-7 (en su mayoría 5) septos con un tamaño de 12-37 X 5-11 micras (Figura 19), la descripción de la colonia y morfología del hongo coincide con la realizada por Sivanesan (1987).

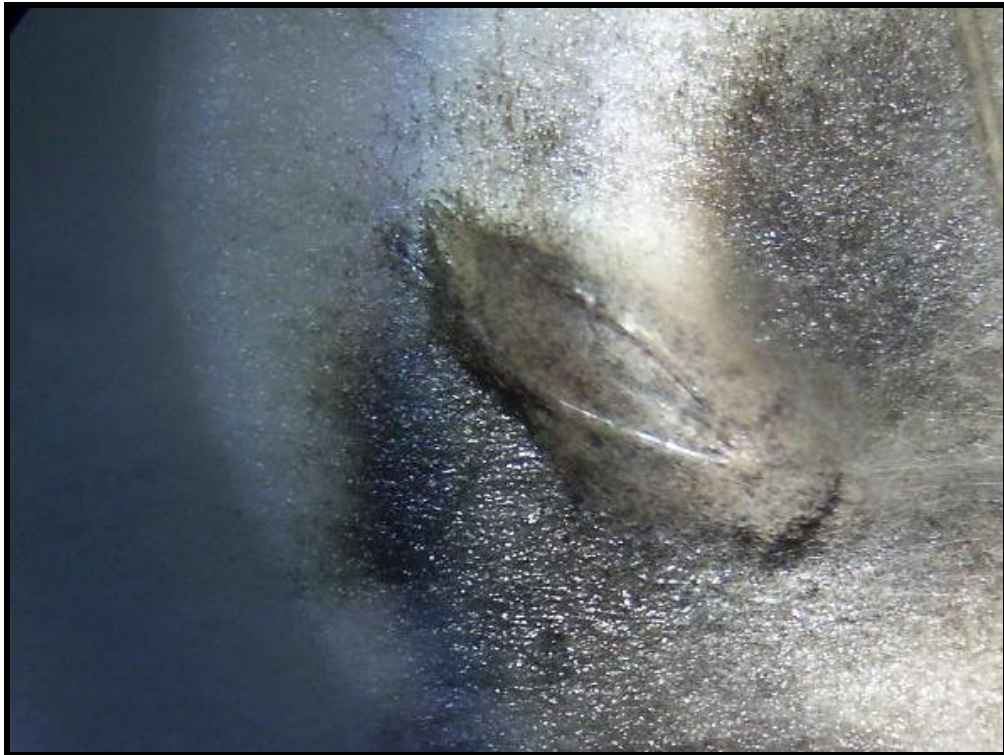


Figura 18. Colonia de *H. hawaiiense* en semilla.



Figura 19. Conidióforos y conidios de *H. hawaiiense*.

***Helminthosporium sativum* Pammel, King y Bakke**

La colonia en la semilla se observó brillante, de color café oscuro a negro (Figura 20). La descripción coincide con la realizada por Zillinsky (1984) y Warham *et al.* (1998). Conidióforos de color café claro a oscuro, cortos, erguidos, en la mayoría de los casos individuales, solitarios o en grupos pequeños, rectos o alternamente doblados; miden hasta 220 μm de largo, 6-10 μm de ancho y producen 1-6 conidios separados por cortas distancias en la mitad superior (Figura 21). Conidios curvos o rectos, de color café oliváceo oscuro, lisos, más anchos en el medio, con extremos redondeados y una nítida cicatriz dentro de la célula basal; la parte final de las células terminales es subhialina; 3-12 septas y miden 4-120x17-28 μm (Figura 22).



Figura 20. Colonia de *H. sativum* en semilla.

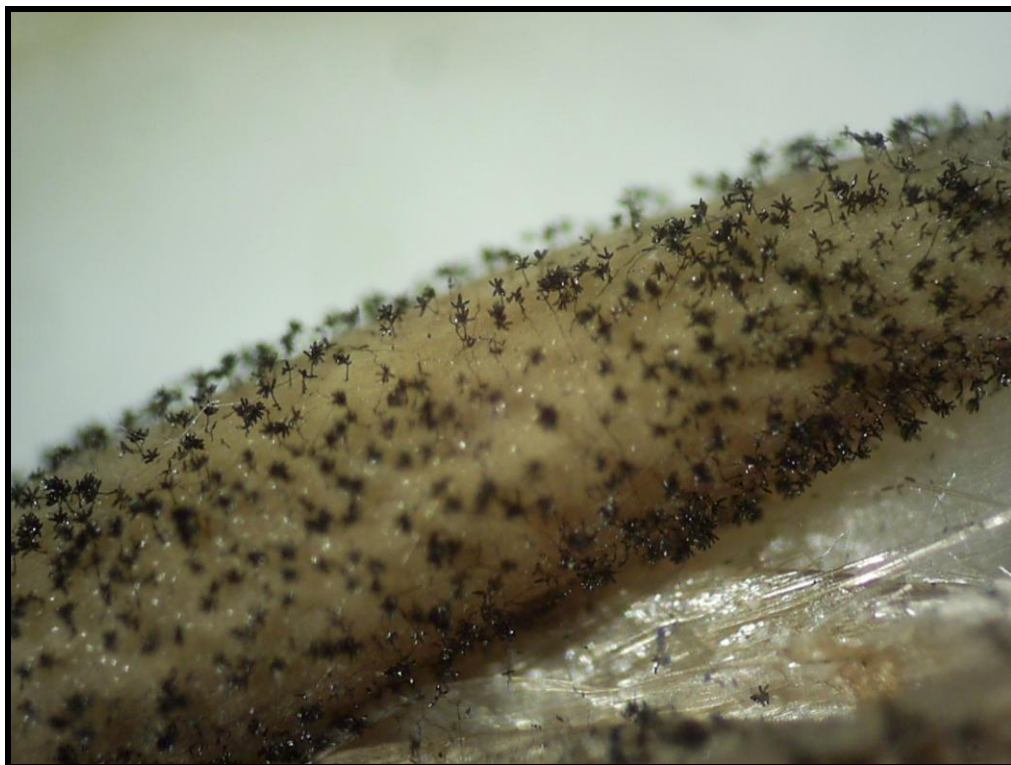


Figura 21. Conidióforos y conidios de *H. sativum* en semilla.



Figura 22. Conidios de *H. sativum*.

***Helminthosporium spiciferum* (Bainier) Nicot**

La colonia en semilla se observó de color café, gris o negra, algodonosa o en forma de cojín, esporulación con abundantes conidióforos parduzcos individuales o en grupos de 2 o 3 (Figura 23). La descripción concuerda con la realizada por Warham *et al.* (1998), se producen muchos conidios pequeños a intervalos muy cortos, lo que da la apariencia de cepillo para botellas. Conidióforos cafés y curvos, con numerosas cicatrices que dan la apariencia de zigzag irregular. Conidios cortos, por lo general con tres septas, de color café claro u oscuro, ovalados, curvos o rectos con extremos redondeados; miden 20-40 μm x 9-14 μm , son de color más claro hacia las células terminales (Figura 24).



Figura 23. Colonia de *H. spiciferum* en semilla.



Figura 24. Conidióforos y conidios de *H. spiciferum*.

***Helminthosporium victoriae* Meehan y Murphy**

La colonia en semilla se observó de color blanco a gris brillante y creció con rapidez (Figura 25), lo anterior no coincide con lo descrito por Warham *et al.* (1998), en donde describe la colonia de un color café oscuro, pero si las características de conidióforos y conidios, conidióforos solitarios o en grupos, rectos, de color café claro; miden hasta 250 μm de largo y 6-10 μm de espesor. Conidios delgados, ligeramente curvos, se estrechan hacia los extremos, son de color café dorado claro, lisos, con 4-11 septas, y miden 40-120 x 12-19 μm (Figura 26). Las características de desarrollo en la semilla son muy similares a las de *H. sativum*, sólo que los conidios de *H. victoriae* son de color un poco más claro, más delgados y ligeramente curvos.



Figura 25. Colonia de *H.victoriae* en semilla.



Figura 26. Conidióforos y conidios de *H.victoriae*.

***Fusarium avenaceum* (Fr.) Sacc**

Las características de la colonia en semilla y la morfología de conidios concuerda con la descrita por Warham *et al.* (1998), la colonia se observó de color blanco, micelio blanco, muy fino como telaraña con penachos y con un tinte de color durazno (Figura 27 y Figura 28). Macroconidios formados a partir de simples conidióforos en el micelio aéreo y presentan 1-3 septas, miden 8-50 x 3-5 μm y tienen una conspicua célula pie, macroconidios formados en conidióforos aglomerados son largos, estrechos y curvos más o menos uniformemente a todo lo largo, con extremos aguzados, con 4-7 septas; miden 40-80 x 3-4 μm y la masa es de color naranja (Figura 29 y Figura 30). No hay clamidosporas en el micelio, las cuales rara vez están presentes en los conidios.



Figura 27. Colonia de *F. avenaceum* en semilla.

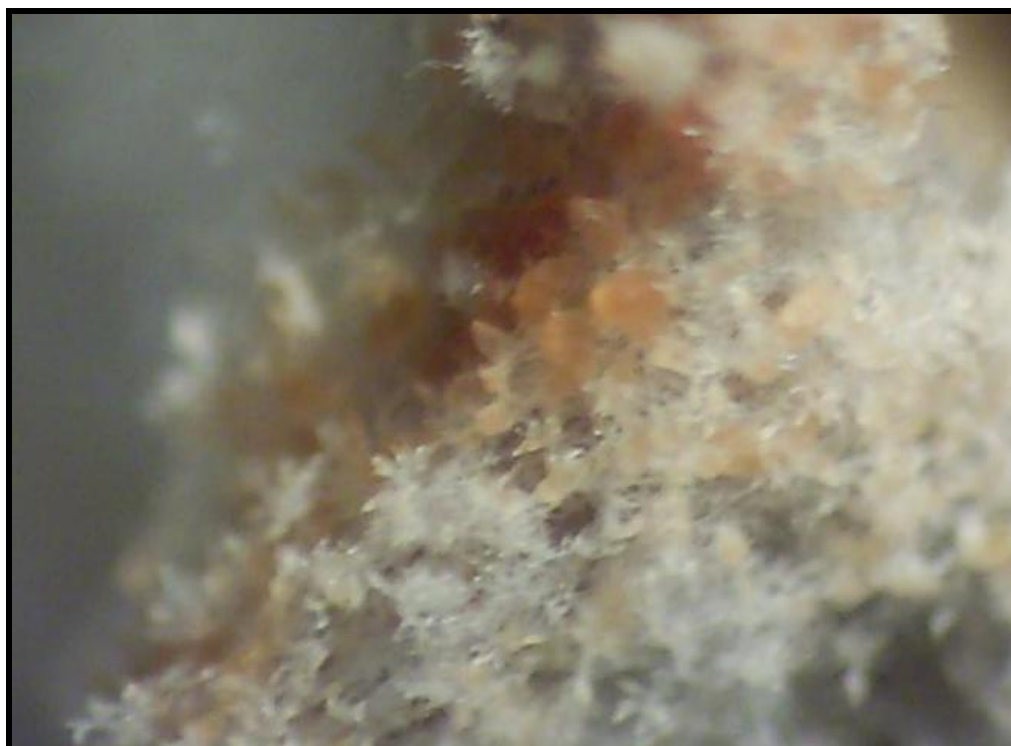


Figura 28. Esporodoquios de *F. avenaceum*.

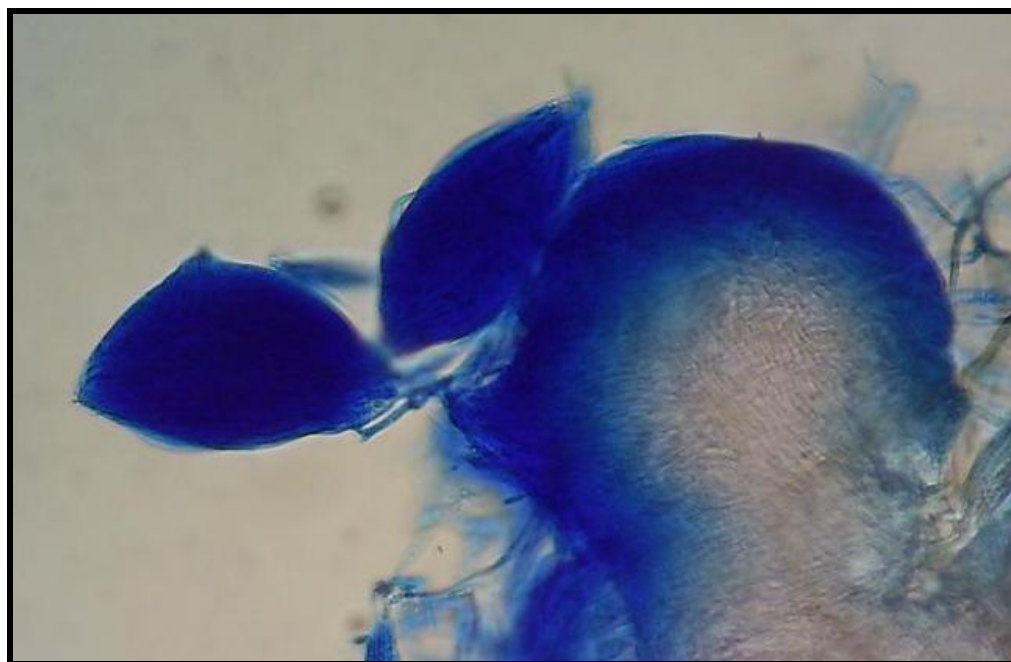


Figura 29. Esporodoquios de *F. avenaceum*.



Figura 30. Macroconidios de *F. avenaceum*.

***Fusarium moniliforme* J. Sheld**

La colonia en semilla se observó de color blanco y creció con rapidez (Figura 31). La descripción coincide con la realizada por Warham *et al.* (1998), micelio con apariencia pulverulento a causa de la formación de microconidios, hialinos, generalmente unicelulares, pero en ocasiones bicelulares; miden 5-12 x 1-3 μm , con forma oval y están ligeramente aplanados en cada extremo (Figura 33). Los macroconidios se presentan en forma infrecuente, son hialinos, delicados, con paredes delgadas, y su forma varía de curvos a casi rectos; tienen 3-7 septas, miden 25-60 x 2-4 μm y la célula basal tiene forma de pie (Figura 32). No hay clamidosporas en el micelio o los conidios y los peritecios se presentan rara vez.



Figura 31. Colonia de *F. moniliforme* en semilla.



Figura 32. Conidióforos y macroconidios de *F. moniliforme*.

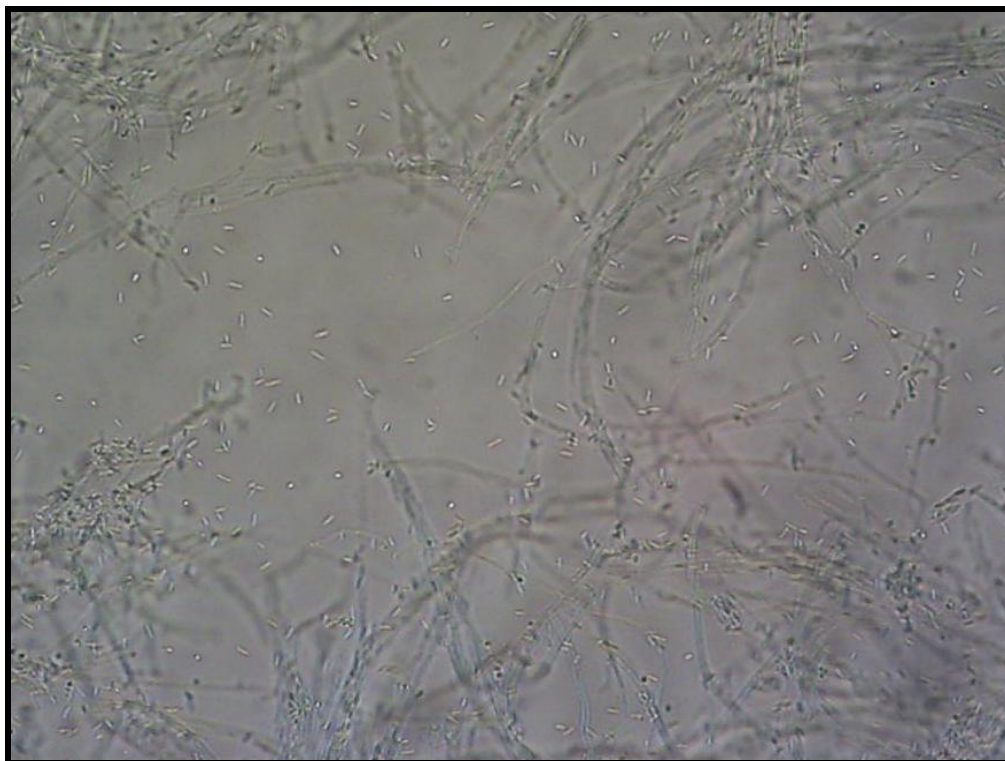


Figura 33. Microconidios de *F. moniliforme*.

***Fusarium oxysporum* Schlecht**

La colonia en la semilla creció con moderada rapidez y produjo micelio inicialmente blanco, que cambio a color durazno, salmón, púrpura, violeta (Figura 34); el micelio se vuelve muy enmarañado y a veces arrugado en los cultivos más viejos, la descripción concuerda con la realizada por Warham *et al.* (1998), microconidios producidos en conidióforos cortos y ramificados, son abundantes, hialinos, unicelulares, variables, de forma ovalada o arriñonada y miden 5-12 x 2-4 μm (Figura 35). Clamidosporas esféricas, con paredes lisas o rugosas; se forman individualmente o en pares a intervalos a lo largo de las hifas, o en ramificaciones laterales cortas. Esta especie puede ser ocasionalmente confundida con *F. moniliforme*, si no son visibles de inmediato los macroconidios y las clamidosporas, sin embargo la presencia de microconidios variables ayudaran a distinguirla.



Figura 34. Colonia de *F. oxysporum* en semilla.

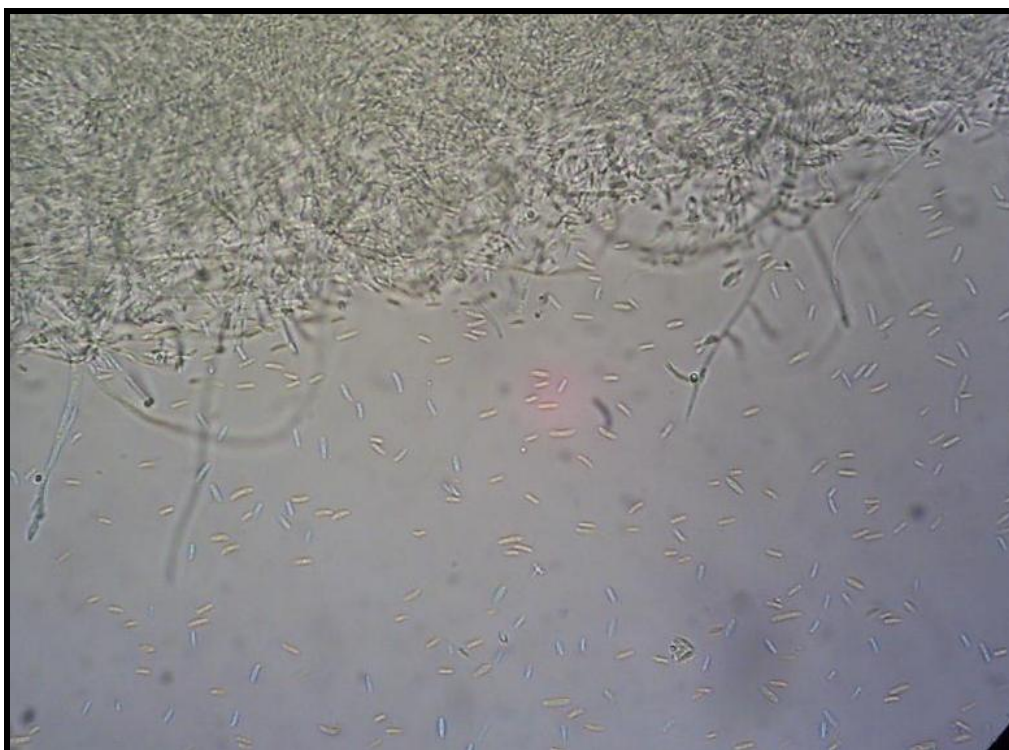


Figura 35. Microconidios de *F. oxysporum*.

***Fusarium poae* Peck**

La colonia en semilla se observó algodonosa con un fino micelio blanco y enmarañado, y toma una apariencia pulverulenta con la formación de microconidios, después el micelio se vuelve café rojizo (Figura 36), la descripción concuerda con la realizada por Warham *et al.* (1998). Masas de conidios muy pequeñas, pero su tamaño es variable; microconidios hialinos, esféricos (7-10 μm de diámetro) o en forma de pera (8-12 x 7-10 μm) y casi siempre unicelulares, aunque en ocasiones son bicelulares (10-14 x 6-7 μm) (Figura 37). Macroconidios se encuentran rara vez, clamidosporas son poco frecuentes y pueden estar en grupos o cadenas.



Figura 36. Colonia de *F. poae* en semilla.



Figura 37. Microconidios de *F. poae*.

***Rhizoctonia solani* DC**

La colonia en la semilla se observó de color blanco en un inicio, posteriormente se torno de color café (Figura 38). La morfología concuerda con Barnett (1972), micelio hialino en algunas especies y en otras oscuro, las células del micelio son largas, y con ramificaciones a partir de las hifas principales en ángulos de 90° (Figura 39). Forma esporodoquio, clamidoporas, esclerocios de colores claros y mal formados en algunas especies o marrón-negro y bien formados en otras especies, principalmente en las raíces u otras partes subterráneas de las plantas.



Figura 38. Colonia de *R. solani* en semilla.

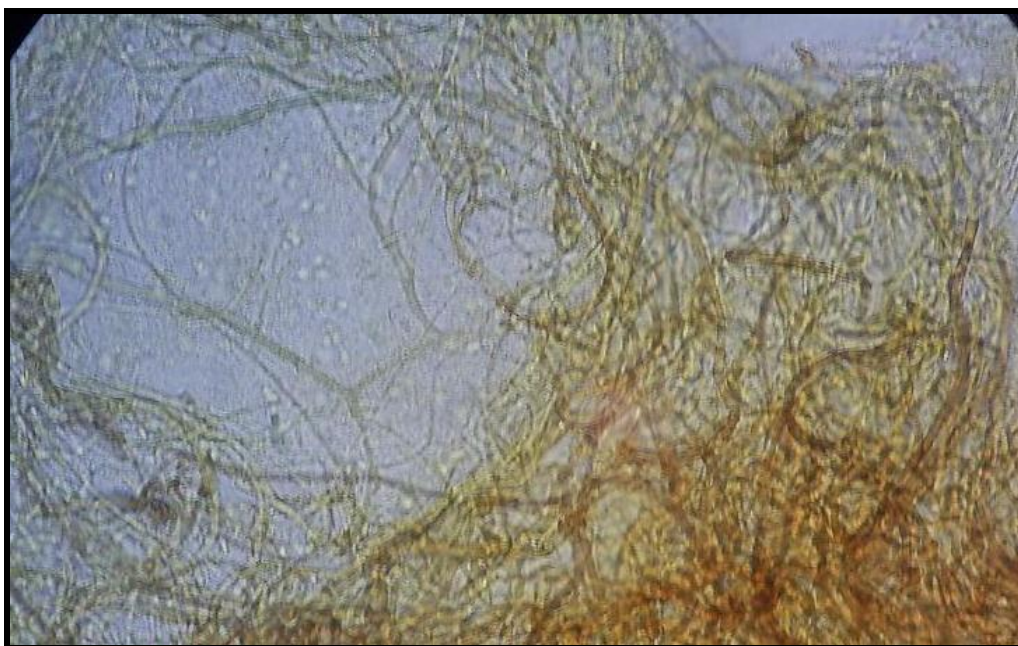


Figura 39. Micelio de *R. solani*.

5.1.2. Hongos saprofitos

Alternaria sp. Nees

La colonia en semilla se observó gris oscura, pero también puede ser blanca, de color verde oliva, café o casi negro (Figura 40), la descripción concuerda con Zillinsky (1984) y Warham *et al.* (1998). Conidióforos de color café oscuro a oliváceo, producidos individualmente o en ocasiones, en pequeños grupos; simples o ramificados y miden 3-6 μm de espesor y 50 μm de largo. Conidios desarrollados en cadenas, tienen forma de huevo u óvalo, y a menudo se ahúsan para formar un pico en el ápice, son de color café oscuro, con paredes lisas o ligeramente rugosas, varias septas transversales y longitudinales u oblicuas, y miden 20-90 μm x 8-20 μm (Figura 41).



Figura 40. Colonia de *Alternaria* sp. en semilla.



Figura 41. Conidios de *Alternaria* sp.

***Chaetomium* sp. Kunze**

La colonia en la semilla se observó oscura (Figura 42), a diferencia de Warham *et al.* (1998) que la describió de color blanco; el resto de características coinciden por las descritas con este autor; la densidad del micelio varía de escasa a muy densa, presenta peritecios en la superficie de la semilla, bajo el micelio aéreo (Figura 42). Peritecios esféricos o alargados, con un ostiolo y pared celular membranosa oscura cubierta por conspicuos vellos de diversos tipos (Figura 43). Ascas hialinas, generalmente en forma de garrote pero en algunos casos cilíndricas; contienen ocho ascosporas; ascosporas unicelulares y en forma de limón.



Figura 42. Peritecios de *Chaetomium* sp. en la semilla.



Figura 43. Peritecios de *Chaetomium* sp.

***Coniothyrium* sp. Sacc**

La colonia en la semilla se observó con poco micelio desarrollado y de color oscuro debido a la presencia de picnidios (Figura 44). Las características morfológicas coinciden con las descritas por Smith *et al.* (1988), fase anamórfica con producción de picnidios, inmersos, que liberan picniosporas unicelulares que a luz transmitida se ven pardo pálido (Figura 45).



Figura 44. Colonia de picnidios de *Coniothyrium* sp. en semilla.

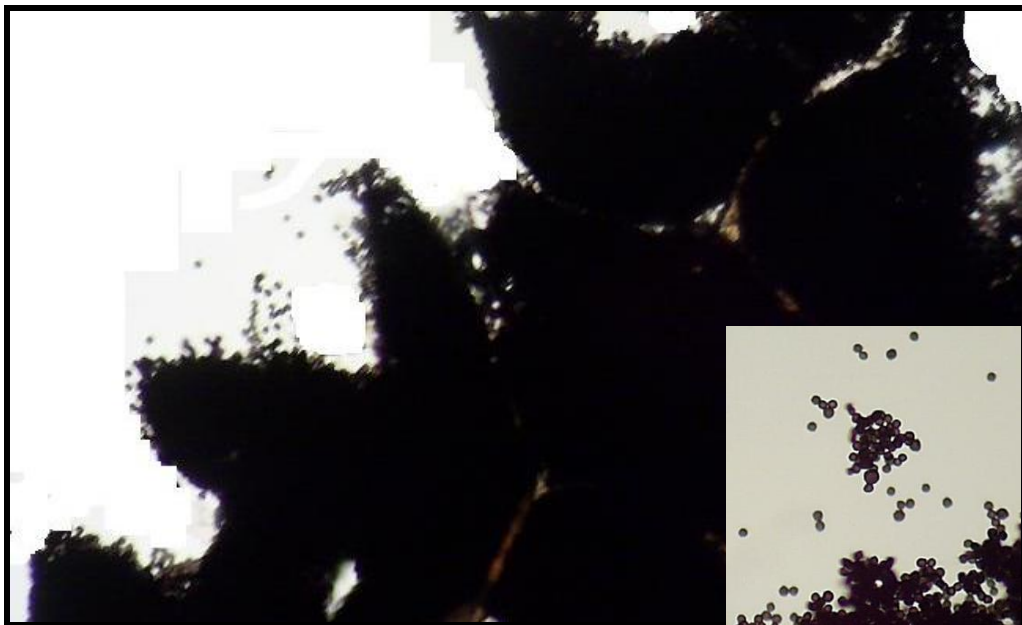


Figura 45. Picnidios y picniosporas de *Coniothyrium* sp.

***Epicoccum* sp. Link**

La descripción realizada por Zillinsky (1984) y Warham *et al.* (1998) de la colonia en semilla y morfología del hongo, coincide con lo observado en laboratorio; la colonia creció con rapidez y mostró una pigmentación amarilla dentro del micelio compacto blanco (Figura 46). Conidióforos compactos y a veces ramificados, ralos, oscuros, lisos, cortos; se forman en grupos apretados a partir de las hifas y producen un solo conidio terminal. Conidios de color café oscuro a negro, en su mayoría esféricos pero también en forma de pera, septados irregularmente; las septas están ocultas por la gruesa y rugosa pared de la espora, que parece estar cubierta por protuberancias cortas y romas; miden 15-25 μm de diámetro y comúnmente se presentan en oscuras masas en forma de cojín de tamaño variable dentro del micelio y sobre la superficie de éste.



Figura 46. Colonia de *Epicoccum* sp. en semilla.

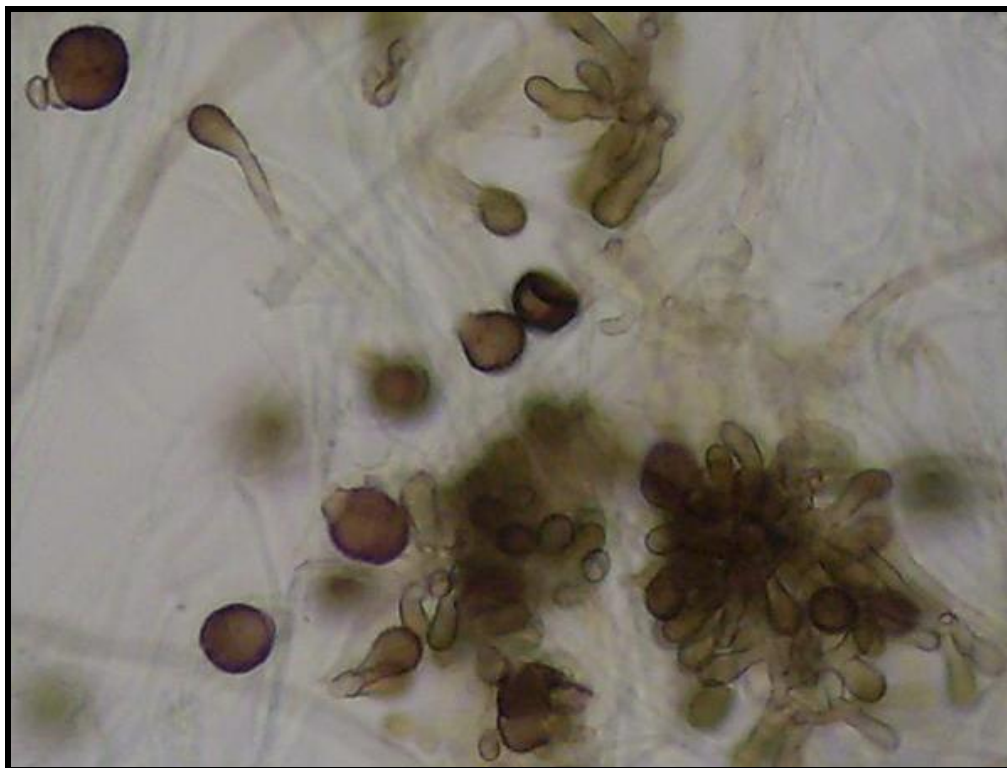


Figura 47. Conidióforos y conidios de *Epicoccum* sp.

***Gonatobotrys* sp. Corda**

La descripción realizada por Warham *et al.* (1998) de la colonia en semilla y morfología del hongo, coincide con lo observado, la colonia en la semilla se observó blanca (Figura 48). El micelio da la apariencia de una masa de cuerdas con “ramilletes” de conidios. Conidióforos erguidos, a veces altos y septados, simples o en ocasiones ramificados, con células infladas, cubiertos con una serie de dientes romos que producen conidios, insertados a intervalos y en la parte terminal de las hifas. Conidios individuales en los dientes romos; unicelulares, hialinos, ovalados o subesféricos de tamaño 10-22 x 6-12 μm (Figura 49).



Figura 48. Colonia de *Gonatobotrys* sp. en semilla.



Figura 49. Conidióforos y conidios de *Gonatobotrys* sp.

***Graphium* sp. Corda**

La colonia en la semilla se observó de un color verde oliváceo, con rápido crecimiento de sinemas, que se observan sin la ayuda de microscopio (Figura 50). Las características morfológicas concuerdan con las realizadas por Barnett (1972), sinema alto, oscuro, teniendo una masa redondeada, terminal de conidios hialinos integrados; conidióforos simples, hialinos, también se produce en abundancia, conidios alargados que se reproducen por gemación (Figura 51). Algunas especies son estados imperfectos de *Ceratocystis*.



Figura 50. Colonia de *Graphium* sp. en semilla.

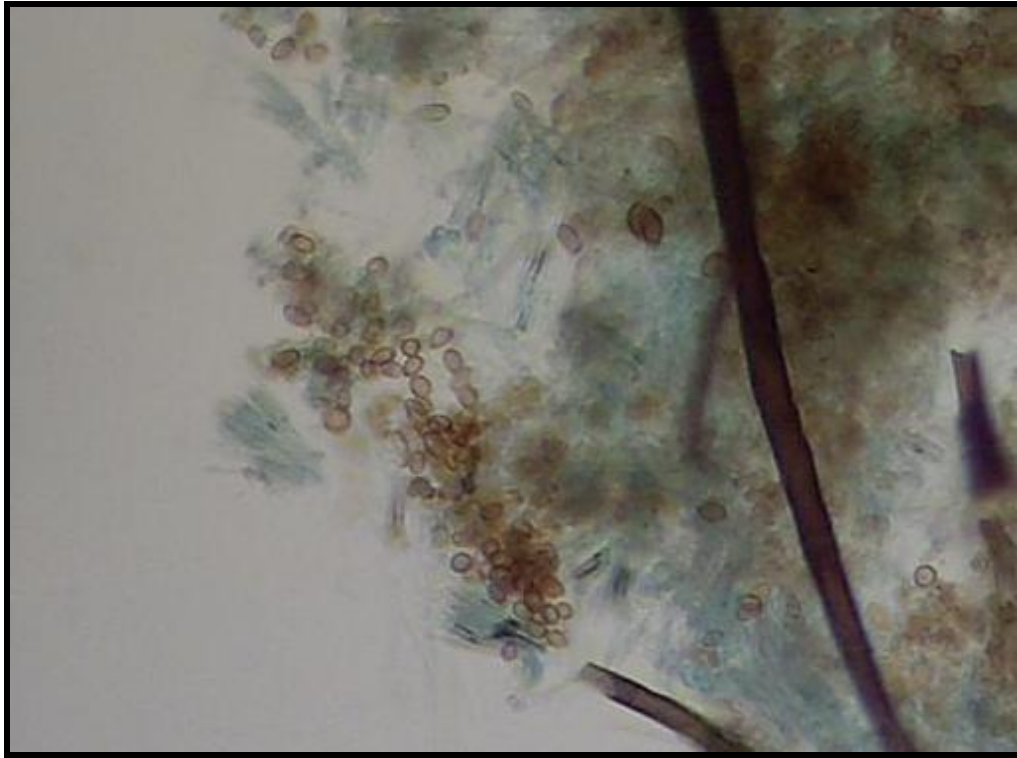


Figura 51. Sinemas y conidios de *Graphium* sp.

***Nigrospora* sp. Zimm**

La colonia en semilla inicialmente se observó blanca, después se tornó de color oscuro brillante debido al color de los conidios, dando a las colonias una apariencia llamativa bajo el microscopio de disección (Figura 52). Conidióforos cortos, inflados y de color café pálido, salen de la hifa en ángulo recto; producen conidios de manera individual en la parte terminal. Los conidios son de color café ahumado o negro azabache, esféricos o en forma de huevos; miden 10-16 x 10-13 μm y comúnmente tienen un diámetro de 12-14 μm (Figura 53), la descripción de la colonia y morfología del hongo, corresponden a lo descrito por Warham *et al.* (1998).



Figura 52. Colonia de *Nigrospora* sp. en semilla.

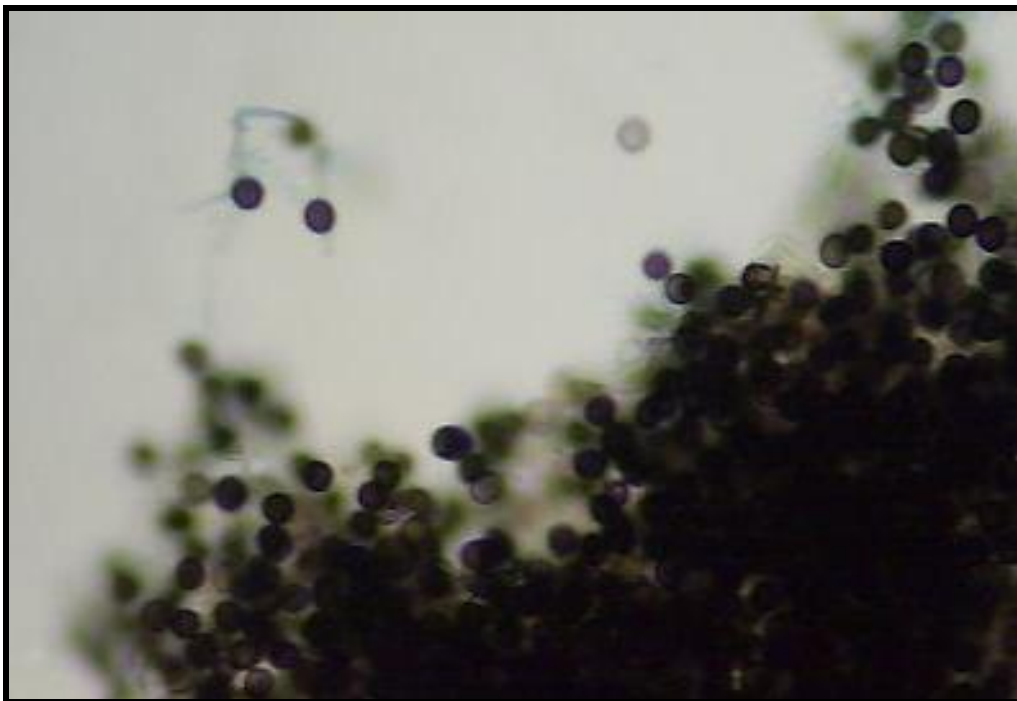


Figura 53. Conidios de *Nigrospora* sp.

***Phoma* sp. Westend**

La colonia en la semilla presentó escaso micelio blanco o gris, pero produjo grandes cantidades de picnidios de color café oscuro o negro en la superficie de la semilla (Figura 54). La descripción coincide con la realizada por Warham *et al.* (1998), picnidios casi esféricos, de color café oscuro, paredes delgadas, tamaño muy variable (un diámetro de 100-300 μm) y con presencia de ostiolo conspicuo protuberante (Figura 55). Conidios unicelulares, oblongos u ovalados, hialinos; miden 5-8 x 2-4 μm y son liberados de los picnidios en forma de un zarcillo curvo de color crema.



Figura 54. Colonia de *Phoma* sp. en semilla.

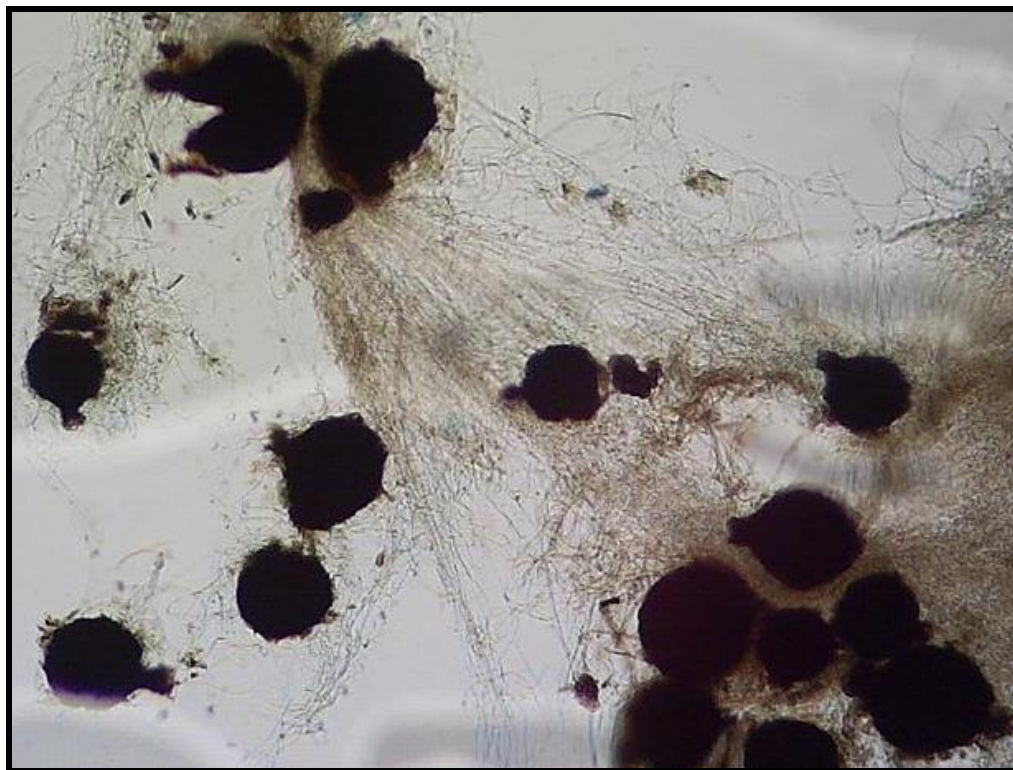


Figura 55. Picnidios de *Phoma* sp.

***Stemphylium* sp. Wallr**

La descripción realizada por Warham *et al.* (1998) de la colonia en semilla y morfología del hongo, coincide con lo observado; la colonia en semilla es gris, café, café oliváceo o negro, en forma de cojín o algodonosa (Figura 56). Conidióforos de colores café oscuro, simples o ramificados, con un diámetro de 3 a 6 μm ; se forman oscuras protuberancias terminales sucesivas a medida que se produce en sucesión cada conidio nuevo. Conidios de color café oliváceo a oscuro, con tabiques horizontales, verticales y oblicuos; de forma rectangular u ovalada, y redondeados en los extremos, son lisos o rugosos, a menudo estrechados en uno o más de las septas (Figura 57).

El teleomorfo de *Stemphylium* es *Pleospora*, la colonia en semilla presenta un micelio aéreo hialino o café, filamentoso y disperso, con la producción de ascostromas relativamente grandes y negros, esféricos o algo achatados (Figura 56). Ascas cilíndricas o en forma de garrote; miden 90-250 x 20-50 μm y presentan 8 ascosporas dispuestas en dos hileras. Ascosporas de color café amarillento claro u oscuro, en forma de garrote, con 7 septas, miden 26-50 x 10-20 μm y presentan tabiques horizontales, verticales u oblicuos.



Figura 56. Colonia de *Stemphylium* sp. en semilla.



Figura 57. Conidios de *Stemphylium* sp.

***Torula* sp. Pers**

En la semilla, el hongo produce pequeñas colonias compactas de color verde oliva, que pueden aglutinarse y que, cuando envejecen, se tornan de color café (Figura 58). Hay pocos o ningún conidióforo, no se distinguen con facilidad, conidios que surgen más o menos directamente de las hifas vegetativas. Los conidios se producen en largas cadenas que se rompen en fragmentos de una o más células cuando maduran, tienen forma de barril, con las células terminales redondeadas; miden unos 6 μm de diámetro, tienen una superficie lisa o delicadamente rugosa y son de color café oscuro a negro (Figura 59), la descripción coincide con la realizada por Warham *et al.* (1998).



Figura 58. Colonia de *Torula* sp. en semilla.



Figura 59. Conidios de *Torula* sp.

5.2 Análisis de varianza de variables en estudio

Para la variable **incidencia general de hongos**, el Cuadro 2 muestra que existió diferencia estadística significativa para localidad, tratamiento y variedad, además de las interacciones localidad por tratamiento y localidad por variedad.

Para la variable **incidencia de hongos patógenos**, el Cuadro 3 muestra que existió diferencia estadística significativa para localidad y tratamiento, además de las interacciones localidad por tratamiento, localidad por variedad y tratamiento por variedad.

Para la variable **incidencia de hongos saprófitos**, el Cuadro 4 muestra que existió diferencia estadística significativa para localidad, además de las interacciones localidad por variedad y tratamiento por variedad.

Cuadro 2.- Análisis de varianza para la variable incidencia general de hongos.

FV	GL	SC	CM	F Value	Pr > F
SITIO	11	168468.7500	15315.3409	59.08	<.0001*
REP (SITIO)	48	12322.9167	256.7274	0.99	0.4986
TRAT	1	3515.6250	3515.6250	13.56	0.0003*
SITIO*TRAT	11	9744.7917	885.8902	3.42	0.0002*
REP*TRAT (SITIO)	48	10593.7500	220.7031	0.85	0.7409
VAR	2	2164.0625	1082.0313	4.17	0.0168*
SITIO*VAR	22	18710.9375	850.4972	3.28	<.0001*
TRAT*VAR	2	393.2292	196.6146	0.76	0.4698
SITIO*TRAT*VAR	22	9065.1042	412.0502	1.59	0.0520
Error	192	49770.8333	259.2231		
Corrected Total	359	284750.0000			

Media: 65.83333

C.V.: 24.45631

* Existe diferencia estadísticamente significativa con un $\alpha = 0.05$

RD: hay diferencias significativas si $[Pr > F] < \alpha$

Cuadro 3.- Análisis de varianza para la variable incidencia de hongos patógenos.

FV	GL	SC	CM	F Value	Pr > F
SITIO	11	17675.34722	1606.84975	7.10	<.0001*
REP (SITIO)	48	9322.91667	194.22743	0.86	0.7307
TRAT	1	1668.40278	1668.40278	7.37	0.0072*
SITIO*TRAT	11	7967.01389	724.27399	3.20	0.0005*
REP*TRAT (SITIO)	48	14635.41667	304.90451	1.35	0.0832
VAR	2	474.82639	237.41319	1.05	0.3525
SITIO*VAR	22	11181.42361	508.24653	2.24	0.0019*
TRAT*VAR	2	1860.24306	930.12153	4.11	0.0179*
SITIO*TRAT*VAR	22	3941.84028	179.17456	0.79	0.7343
Error	192	43479.1667	226.4540		
Corrected Total	359	112206.5972			

Media: 23.40278

C.V.: 64.30172

* Existen diferencias estadísticamente significativas con un $\alpha = 0.05$

RD: hay diferencias significativas si $[Pr > F] < \alpha$

Cuadro 4.- Análisis de varianza para la variable incidencia de hongos saprofitos.

FV	GL	SC	CM	F Value	Pr > F
SITIO	11	237522.1354	21592.9214	83.19	<.0001*
REP (SITIO)	48	8354.1667	174.0451	0.67	0.9485
TRAT	1	316.4063	316.4063	1.22	0.2709
SITIO*TRAT	11	5063.8021	460.3456	1.77	0.0609
REP*TRAT (SITIO)	48	13500.0000	281.2500	1.08	0.3448
VAR	2	632.8125	316.4062	1.22	0.2978
SITIO*VAR	22	13981.7708	635.5350	2.45	0.0006*
TRAT*VAR	2	1695.3125	847.6562	3.27	0.0403*
SITIO*TRAT*VAR	22	8440.1042	383.6411	1.48	0.0850
Error	192	49833.3333	259.5486		
Corrected Total	359	339339.8438			

Media: 42.39583

C.V.: 38.00023

* Existen diferencias estadísticamente significativas con un $\alpha = 0.05$

RD: hay diferencias significativas si $[Pr > F] < \alpha$

5.3. Incidencia por localidad

En el Cuadro 5, se muestra que las localidades de Velasco (2009) y Terrenate (2009) presentaron mayor incidencia general de hongos, seguidas por Nanacamilpa (2009) y Santa Lucía (2009), mientras que las localidades que presentaron menor incidencia fueron Chapingo (2010) y Santa Lucía 2da fecha (2010). En general se observó que las localidades en el ciclo P-V/2009 presentaron mayor incidencia de hongos comparadas con el ciclo P-V/2010; comparando Santa Lucía 1ra fecha y Santa Lucía 2da fecha, se observó que la diferencia entre las medias es el doble de incidencia, en donde esta diferencia se puede atribuir a la fecha de siembra. La incidencia de patógenos fue mayor en localidades del ciclo P-V/2010, a pesar de que su incidencia general fue menor; Juchitepec (2010), Francisco I. Madero (2010) y Santa Lucía 1ra fecha (2010) presentaron mayor incidencia, Velasco (2009) y Nanacamilpa (2009) tuvieron menor incidencia (Cuadro 5). La incidencia de saprófitos, el orden se invierte comparado con los patógenos, debido a que ambos representan el total de la incidencia general; Velasco (2009) presentó la mayor incidencia, seguido por Nanacamilpa (2009), mientras que Juchitepec (2010) y Francisco I. Madero (2010) presentaron la menor incidencia (Cuadro 5).

Se observó diferencias entre localidades de incidencia general, de patógenos y saprófitos, de esta manera se puede decir que cada localidad mostró una problemática distinta de hongos presentes en la semilla. Esto coincide con lo reportado por Zillinsky (1984), que indicó que la presencia de enfermedades varía según el lugar, donde influyen de manera drástica las condiciones ambientales de cada región.

Agrios (2007) señaló que los factores del medio ambiente que afectan mayormente el inicio y desarrollo de las enfermedades de las plantas son la temperatura, humedad, luz, nutrientes y pH del suelo. Mathur y Cunfer (1993) reportaron que la presencia de patógenos transmitidos por semilla está asociada con las condiciones lluviosas. Sin embargo, Ruiz (2007) en un estudio similar concluyó que la precipitación antes,

durante y después de la madurez del grano no influyó sobre la presencia de hongos en la semilla.

Cada localidad cuenta con una precipitación anual diferente (Chapingo 636.5 mm, Coatepec 660 mm, Juchitepec 807 mm, Sta. Lucia 636.5 mm, Francisco I. Madero 620 mm, Nanacamilpa 790 mm, Terrenate 605.2 mm, Teacalco 894.8 mm y Velasco 630 mm) [INEGI, 2010 y García, 1988], lo que puede acarrear una incidencia de hongos en la semilla diferente.

Agrios (2007) indicó que la aparición de muchas enfermedades en una determinada región se relaciona estrechamente con la cantidad y distribución de la precipitación durante todo el año. La precipitación no sólo determina la severidad de la enfermedad, también la posibilidad de que esta última se mantenga constante durante una determinada estación.

Cuadro 5. Comparaciones de medias de la incidencia general de hongos, incidencia de patógenos e incidencia de saprofitos por localidad.

Localidad	Incidencia general	Incidencia patógenos	Incidencia saprofitos
Media obtenida en %			
Velasco, Tlax. (2009)	95a*	10d	85a
Terrenate, Tlax. (2009)	95a	27ab	68b
Santa Lucía, Edo. de México (2009)	90ab	18bcd	73b
Nanacamilpa, Tlax. (2009)	89ab	13cd	76ab
Santa Lucía 1ra fecha, Edo. de México (2010)	76bc	31a	45c
Coatepec, Edo. de México (2009)	72c	25abc	47c
Terrenate, Tlax. (2010)	55d	27ab	28d
Teacalco, Tlax. (2010)	49ed	26ab	22ed
Francisco I. Madero, Tlax. (2010)	46ed	31a	15e
Juchitepec, Edo. de México (2010)	46ed	33a	13e
Chapingo, Edo. de México (2010)	38e	18bcd	20ed
Santa Lucía 2da fecha, Edo. de México (2010)	38e	21abcd	17ed

*Tukey al 95% de confiabilidad; porcentajes de la media obtenida en una columna seguidos por una misma letra, no presentan diferencias estadísticas significativas.

5.4. Incidencia por variedad

En la incidencia general de hongos por variedades, se observó que la variedad Chihuahua presentó mayor incidencia, seguida por Ágata y con menor la variedad Turquesa. La incidencia de patógenos y saprófitos, se observó que las tres variedades presentaron una incidencia semejante al compartir la misma agrupación de medias (Cuadro 6). Ruiz (2007) en un trabajo similar no encontró diferencias estadísticas significativas en las variedades muestreadas, donde incluía Chihuahua y Turquesa.

Cuadro 6. Comparaciones de medias de la incidencia general de hongos, incidencia de patógenos e incidencia de saprófitos por variedad.

Variedad	Incidencia general	Incidencia patógenos	Incidencia saprofitos
Media obtenida en %			
Chihuahua	69a*	25a	44a
Ágata	65ab	23a	41a
Turquesa	63b	22a	41a

* Tukey al 95% de confiabilidad; porcentajes de la media obtenida en una columna seguidos por una misma letra, no presentan diferencias estadísticas significativas.

Jiménez (1992) mencionó que la variedad Chihuahua es la que tiene mayor tiempo de haber sido liberada y presenta mayor problemas de enfermedades, además de ser susceptible a la roya del tallo. Villaseñor *et al.* (2009a) mencionaron que la variedad Ágata es tolerante al complejo de enfermedades foliares causadas por *Helminthosporium avenae*, *Septoria avenae* f. sp. *avenae* y *Colletotrichum graminícola*; Moderadamente resistente a roya del tallo (*Puccinia graminis* f. sp. *avenae*) y roya de la corona (*Puccinia coronata*). Villaseñor *et al.* (2009b) señalaron que la variedad Turquesa, se comporta moderadamente resistente a roya del tallo (*Puccinia graminis* f. sp. *avenae*) y de la corona (*Puccinia coronata*), y expresa tolerancia al complejo de enfermedades foliares.

Es importante resaltar, que las variedades no se habían evaluado por su incidencia de hongos en la semilla; el mejoramiento genético ha sido enfocado a la resistencia y tolerancia a enfermedades foliares.

5.5. Incidencia por aplicación

En tratamiento donde se aplicó fungicida, se observó que hubo disminución de incidencia general y de patógenos, mientras que en la incidencia de saprófitos no existieron diferencias entre la aplicación o no de fungicida (Cuadro 7). La importancia de la aplicación de fungicidas durante el desarrollo del cultivo no sólo radica en el manejo de la enfermedad objetivo, si no también en la sanidad de la planta y que sea menos susceptible a otros patógenos.

A pesar que se muestran diferencias estadísticas significativas en donde se aplicó fungicida, esta diferencia es mínima y los valores de incidencia se mantuvieron elevados, lo que nos indica que el fungicida usado no fue efectivo para controlar hongos en la semilla, sobre todo saprófitos.

Agrios (2007) mencionó que una planta enferma es más vulnerable a ser atacada por otros patógenos y/o enfermedades secundarias, debido a la alteración de procesos vitales para la planta que le sirven de ayuda para su defensa; estos patógenos al ser transmitidos por semilla afectarán de manera directa la incidencia de enfermedades en el siguiente ciclo agrícola. Los hongos patógenos disminuyen la tasa fotosintética, por lo tanto, se reduce total o parcialmente la cantidad de nutrientes que deben desplazarse hasta las raíces, las que a su vez enferman y mueren por insuficiencia de nutrientes. Otros procesos que se ven afectados por enfermedades foliares en las plantas son: incremento en la transpiración, incremento de la tasa respiratoria, perturbación de la membrana celular, entre otros.

Cuadro 7. Comparaciones de medias de la incidencia general de hongos, incidencia de patógenos e incidencia de saprofitos por aplicación.

Aplicación	Incidencia general	Incidencia patógenos	Incidencia saprófitos
Media obtenida en %			
Sin fungicida	69a*	26a	43a
Con fungicida	63b	21b	41a

* Tukey al 95% de confiabilidad; porcentajes de la media obtenida en una columna seguidos por una misma letra, no presentan diferencias estadísticas significativas.

5.6. Análisis de correlación

El análisis de correlación indica la asociación que existió entre las variables evaluadas en las diferentes localidades y variedades; se observó que a medida que aumenta la incidencia general de hongos, se incrementa la de patógenos y saprófitos, siendo la de saprófitos con una mayor asociación al ser un valor más próximo a 1. La incidencia de hongos patógenos fue inversamente proporcional a la incidencia de hongos saprófitos, es decir, al aumentar la incidencia de hongos saprófitos, la incidencia de hongos patógenos disminuye o viceversa (Cuadro 8). Ruiz (2007) en un estudio similar concluyó también que la incidencia de patógenos fue inversamente proporcional a la incidencia de saprófitos.

Cuadro 8. Análisis de correlación entre las variables evaluadas en las diferentes localidades y variedades.

	Incidencia general	Incidencia de patógenos	Incidencia de saprófitos
Incidencia general	1.00000		
Incidencia de patógenos	0.17156* 0.0011**	1.00000	
Incidencia de saprófitos	0.81852 <.0001	-0.41637 <.0001	1.00000

RD: si $\text{Prob} > |r| \leq 0.05 \rightarrow \text{Rechazo de } H_0$; *coeficiente de correlación; **significancia real observada

5.7. Frecuencia por localidad

En las figuras de frecuencias mostradas a continuación, cada especie de hongo está representada por la media en porciento, en la parte superior de cada columna se indica el valor de la media, y arriba de este valor se localiza una letra, que corresponde a la agrupación de medias Tukey con una confiabilidad del 95%. Las columnas que representan a patógenos se muestran de color rojo, saprófitos en amarillo y/o semilla sana en verde. Existe una columna con micelio hialino, que corresponde a micelio sin presencia de estructuras para su identificación, y se colocó en hongos saprófitos.

Coatepec, Estado de México (2009)

En Coatepec, se observó que alrededor del 28% de semillas no presentó hongos; del 72% que presentó incidencia de hongos el 25% fueron patógenos y el 47% restante saprófitos. Los patógenos con mayor frecuencia fueron *A. uredinis* (14.2%) y *A. alternarina* (4.6%), ambas especies sumaron 18.8% del 25% de patógenos; en menor frecuencia se encontró *Rhizoctonia solani*, *A. cerealis*, *H. sativum*, *H. hawaiiense* y *H. avenae*, con el 6.2% restante. Los saprófitos con mayor frecuencia fueron *Alternaria* sp. (15.8%), *Epicoccum* sp. (12.9%) y *Torula* sp. (9.6%), juntos sumaron 36.3% del 47% de saprófitos; en menor frecuencia se encontró *Phoma* sp., *Gonatobotrys* sp., *Nigrospora* sp., *Chaetomium* sp. y micelio hialino, con el 10.7% restante (Figura 60).

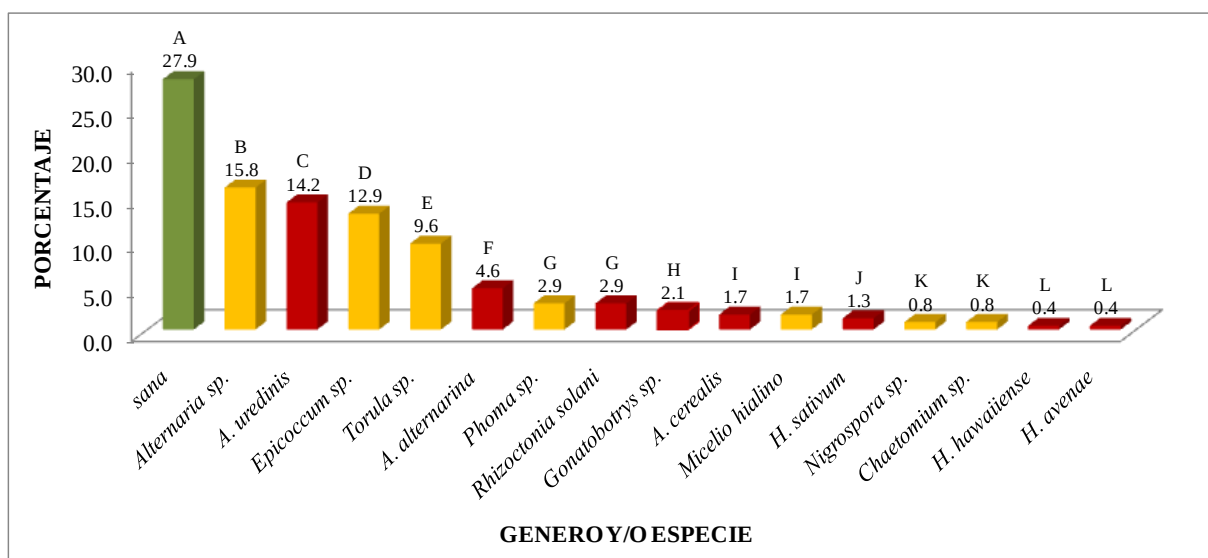


Figura 60. Frecuencia de hongos encontrados en tres variedades de avena cosechadas en **Coatepec** durante el ciclo P-V/2009.

Santa Lucía, Estado de México (2009)

En Santa Lucía, se observó que la incidencia general de hongos fue del 90%, de los cuales 18% fueron patógenos y 72% saprófitos. Los patógenos con mayor frecuencia fueron *H. sativum* (5.8%) y *F. poae* (1.7%), ambas especies sumaron 7.5% del 18% de patógenos; en menor frecuencia se encontró *H. avenae*, *A. alternarina*, *Rhizoctonia solani*, *H. hawaiiense*, *F. oxysporum*, *F. moniliforme* y *Cladosporium* sp., con el 11.5% restante. Los saprófitos con mayor frecuencia fueron *Alternaria* sp. (42.1%) y *Epicoccum* sp. (20.8%), ambos sumaron 62.9% del 72% de saprofitos; en menor frecuencia se encontró *Torula* sp., *Nigrospora* sp., *Gonatobotrys* sp., *Chaetomium* sp., *Coniothyrium* sp. y micelio hialino, con el 9.1% restante (Figura 61).

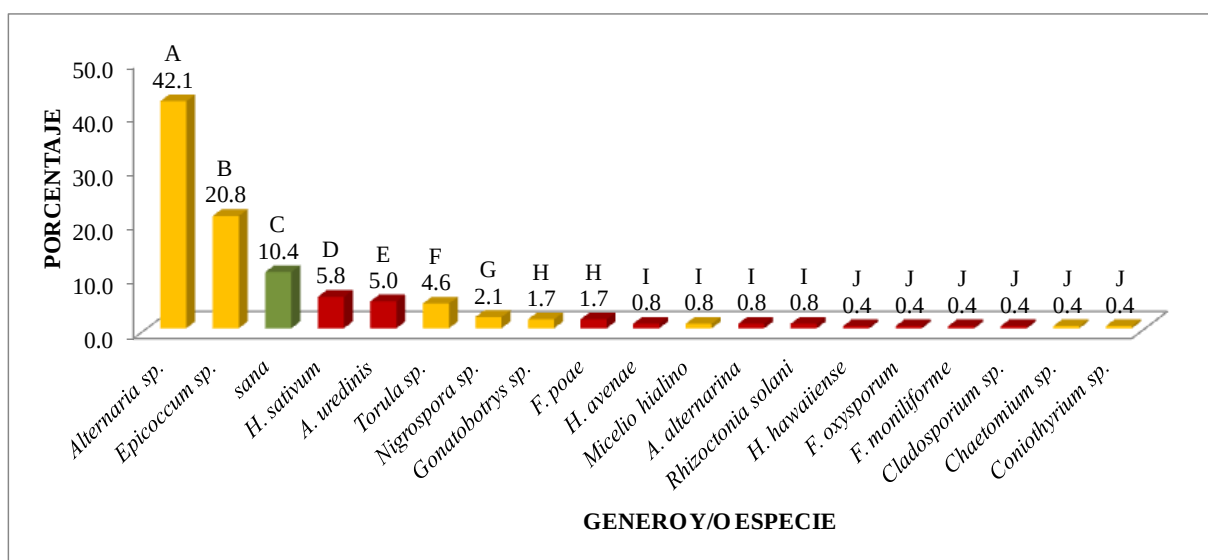


Figura 61. Frecuencia de hongos encontrados en tres variedades de avena cosechadas en **Santa Lucía** durante el ciclo P-V/2009.

Nanacamilpa, Tlaxcala (2009)

En la Figura 62 se observa que en esta localidad la incidencia general de hongos fue de 89%, de los cuales 13% fueron patógenos y 76% saprófitos. Los patógenos con mayor frecuencia fueron *A. uredinis* (6.3%) y *Rhizoctonia solani* (2.9%), las dos especies sumaron 9.2% del 13% de patógenos; en menor frecuencia se encontró *A. cerealis*, *Diplodia* sp., *A. alternarina*, *H. victoriae*, *H. sativum* y *H. avenae*, con el 3.8% restante. Los saprófitos con mayor frecuencia fueron *Epicoccum* sp. (35%), *Alternaria* sp. (25%) y *Phoma* sp. (7.5%), los tres sumaron 60% del 76% de saprófitos; en menor frecuencia y constituyendo el 16% restante se encontró a *Gonatobotrys* sp., *Nigrospora* sp., *Graphium* sp., *Chaetomium* sp., *Stemphylium* sp., *Torula* sp., y micelio hialino.

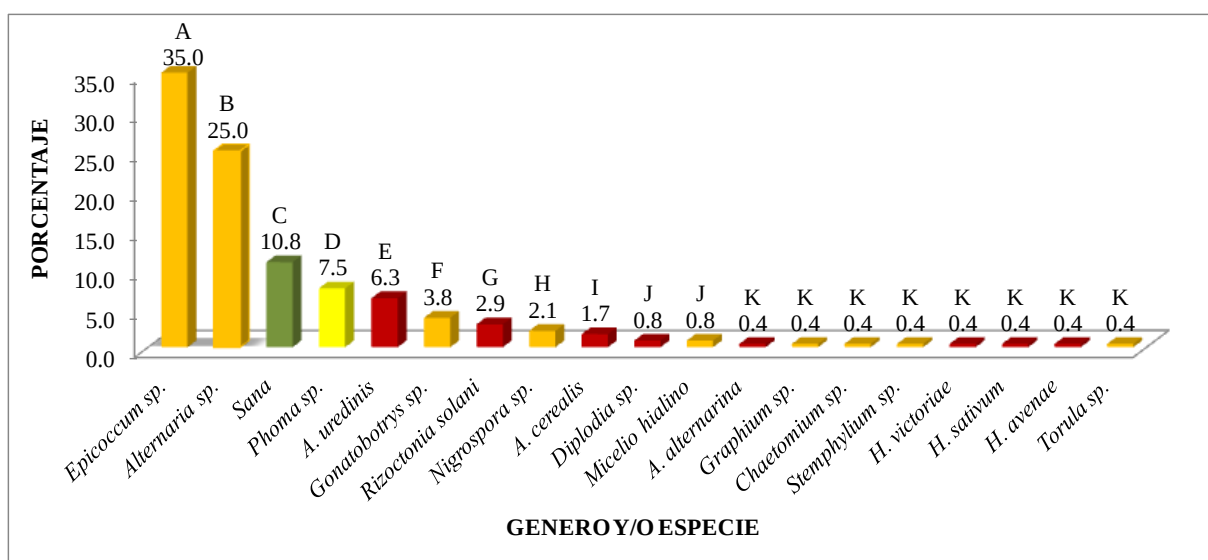


Figura 62. Frecuencia de hongos encontrados en tres variedades de avena cosechadas en **Nanacamilpa** durante el ciclo P-V/2009.

Terrenate, Tlaxcala (2009)

En la Figura 63 se observa que en esta localidad la incidencia general de hongos fue de 95%, de los cuales 27% fueron patógenos y 68% saprófitos. Los patógenos con mayor frecuencia fueron *A. uredinis* (10.4%), *A. cerealis* (5.8%), *F. avenaceum* (3.8%) y *Rhizoctonia solani* (3.3%), estas cuatro especies sumaron 23.3% del 27% de patógenos; en menor frecuencia se encontró *A. alternarina*, *H. avenae*, *F. moniliforme* y *H. sativum*, con el 3.7% restante. Los saprófitos con mayor frecuencia fueron *Alternaria* sp. (42.9%) y *Epicoccum* sp. (19.6%) ambos sumaron 62.5% del 68% de saprófitos; en menor frecuencia se encontró *Gonatobotrys* sp., *Phoma* sp., *Torula* sp., *Nigrospora* sp., y micelio hialino, con el 5.5% restante de saprófitos.

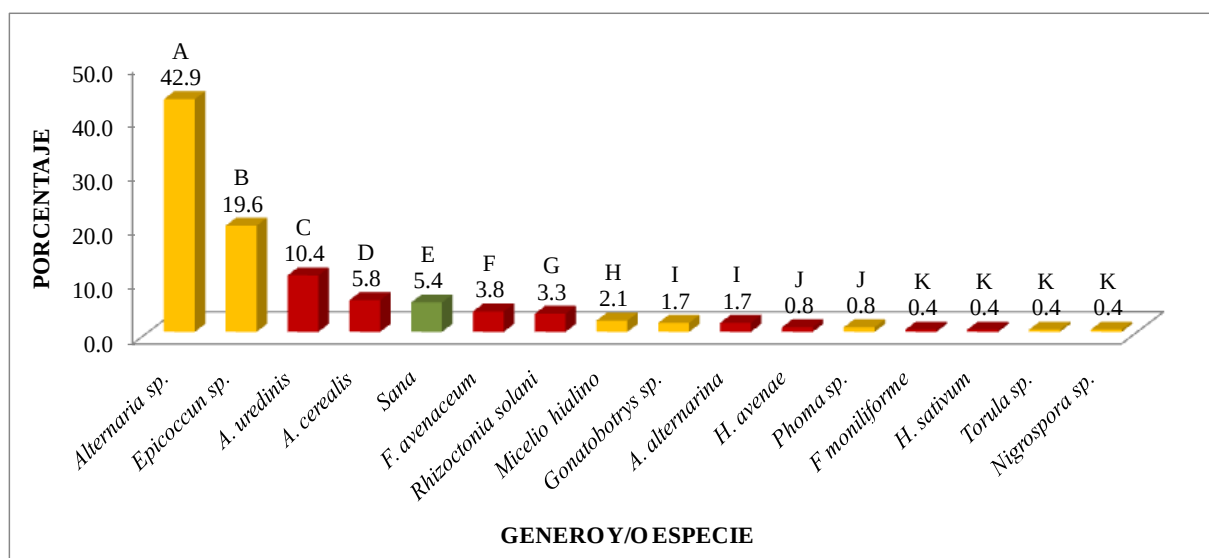


Figura 63. Frecuencia de hongos encontrados en tres variedades de avena cosechadas en **Terrenate** durante el ciclo P-V/2009.

Velasco, Tlaxcala (2009)

En Velasco, se observó que la incidencia general de hongos fue de 95%, de los cuales 10% fueron patógenos y 85% saprófitos. La especie patógena con mayor frecuencia fue *A. uredinis* con 7.5% del 10% de patógenos; en menor frecuencia se encontró *A.cerealis*, *H. sativum* y *H. avenae*, con el 2.5% restante. Los saprófitos con mayor frecuencia fueron *Alternaria* sp. (27.5%), *Epicoccum* sp. (26.7%) y *Phoma* sp. (21.3%), los tres juntos sumaron 75.5% del 85% de saprofitos; en menor frecuencia se encontró *Gonatobotrys* sp., *Torula* sp., *Coniothyrium* sp. y micelio hialino, con el 9.5% restante (Figura 64).

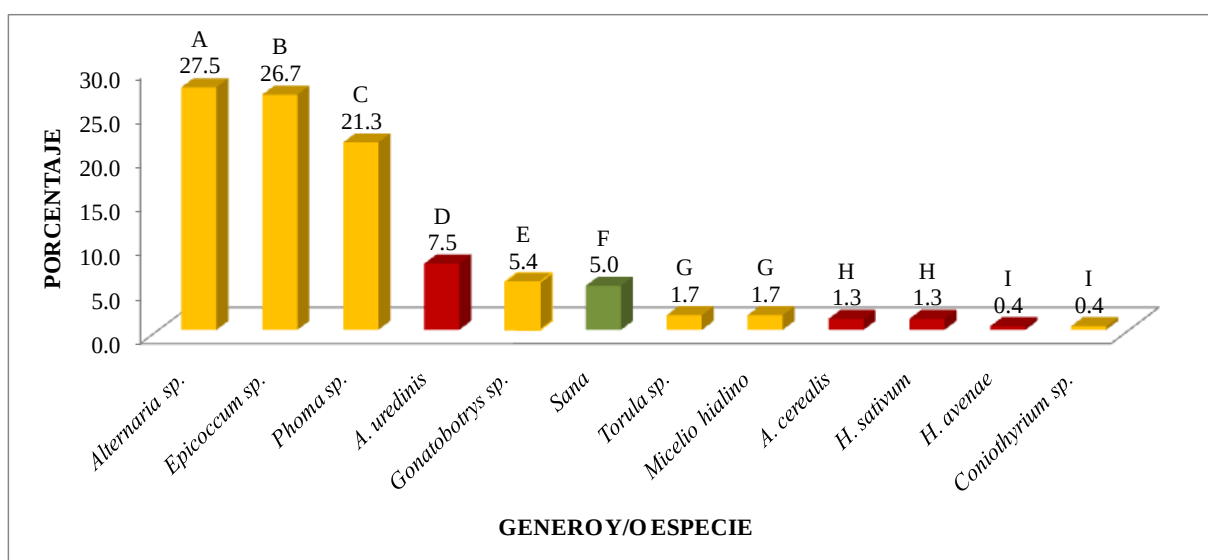


Figura 64. Frecuencia de hongos encontrados en tres variedades de avena cosechadas en **Velasco** durante el ciclo P-V/2009.

Chapingo, Estado de México (2010)

En Chapingo, se observó que la incidencia general de hongos fue de 38%, de los cuales 18% fueron patógenos y 20% saprófitos. El patógeno con mayor frecuencia fue *Cladosporium* sp. con 15.8% del 18% de patógenos; en menor frecuencia se encontró *A. uredinis*, *Rhizoctonia solani*, *H. spiciferum* y *H. sativum*, estas cuatro especies sumaron el 2.2% restante. Los saprófitos con mayor frecuencia fueron *Epicoccum* sp. (10.4%) y *Alternaria* sp. (8.3%), ambos sumaron 18.7% del 20% de saprofitos; en menor frecuencia se encontró *Gonatobotrys* sp. y *Phoma* sp., ambos, más el micelio hialino suman el 1.3% restante (Figura 65).

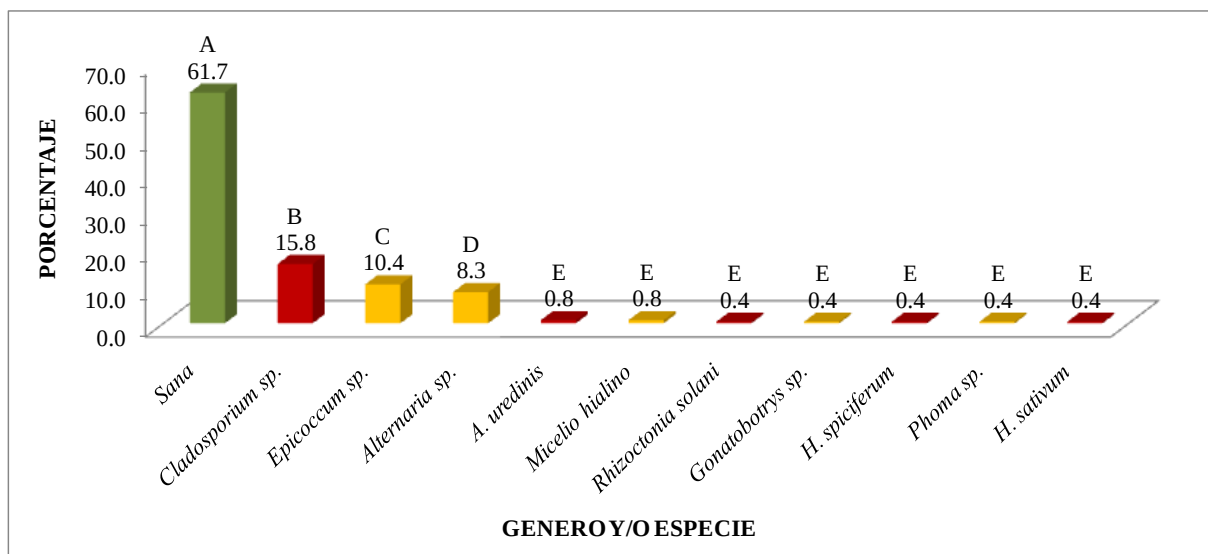


Figura 65. Frecuencia de hongos encontrados en tres variedades de avena cosechadas en **Chapingo** durante el ciclo P-V/2010.

Juchitepec, Estado de México (2010)

En la Figura 66 se observa que en esta localidad la incidencia general de hongos fue de 46%, de los cuales 33% fueron patógenos y 13% saprófitos. Los patógenos con mayor frecuencia fueron *Rhizoctonia solani* (17.5%) y *Cladosporium* sp. (15%), ambos sumaron 32.5% del 33% de patógenos; en menor frecuencia se encontró *A. uredinis* con el resto. El saprófito con mayor frecuencia fue *Alternaria* sp. con un 8.8% del 13% de saprófitos, en menor frecuencia y conformando el resto del porcentaje se encontró *Epicoccum* sp. y *Phoma* sp.

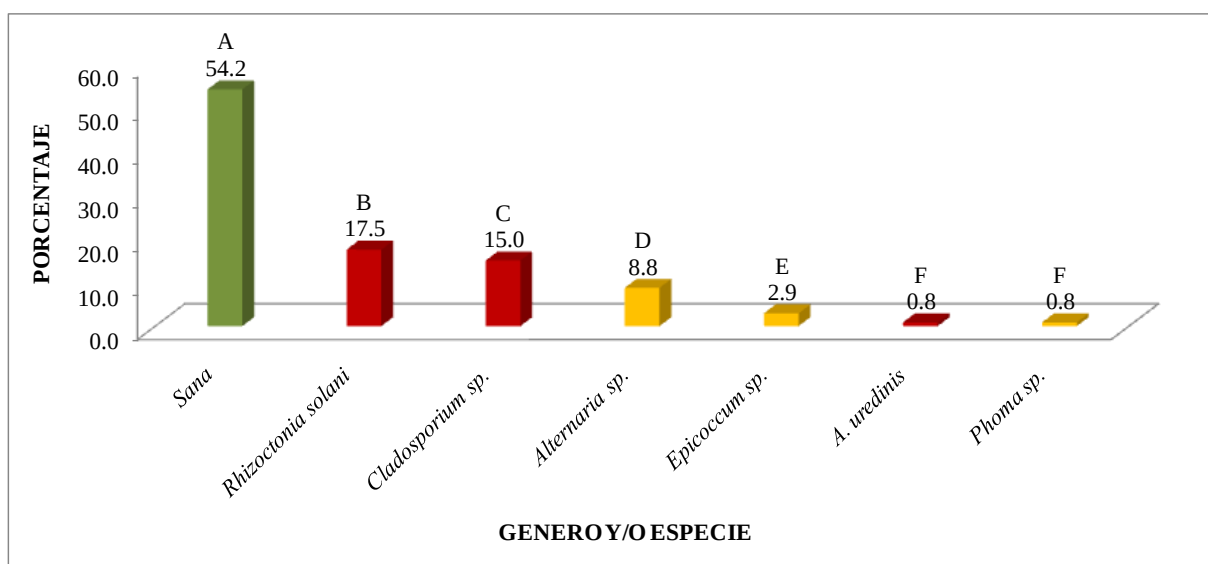


Figura 66. Frecuencia de hongos encontrados en tres variedades de avena cosechadas en **Juchitepec** durante ciclo P-V/2010.

Santa Lucía 1ra. fecha, Estado de México (2010)

En la Figura 67 se observa que en esta localidad la incidencia general de hongos fue de 76%, de los cuales 31% fueron patógenos y 45% saprófitos. El patógeno con mayor frecuencia fue *Cladosporium* sp. (16.3%), seguido por *Rhizoctonia solani* (7.1%) y *A. uredinis* (5%), juntos sumaron 28.4% del 31% de patógenos; en menor frecuencia se encontró *H. Sativum* y *Aspergillus niger*, con el 2.6% restante. Los saprófitos con mayor frecuencia fueron *Epicoccum* sp. (24.2%) y *Alternaria* sp. (17.5%), ambos sumaron 41.7% del 45% de saprófitos; en menor frecuencia se encontró *Gonatobotrys* sp. y micelio hialino conformando el resto del porcentaje.

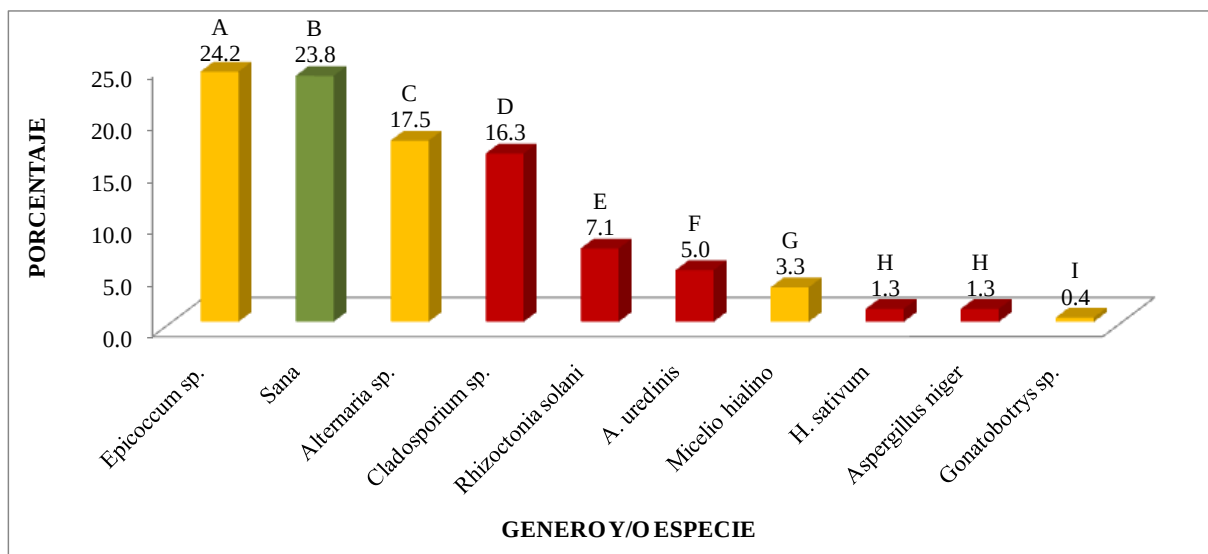


Figura 67. Frecuencia de hongos encontrados en tres variedades de avena cosechadas en **Santa Lucía 1ra. fecha** durante el ciclo P-V/2010.

Santa Lucía 2da. fecha, Estado de México (2010)

En Santa Lucía 2da. fecha, se observó que la incidencia general de hongos fue de 38%, de los cuales 21% fueron patógenos y 17% saprófitos. El patógeno con mayor frecuencia fue *Cladosporium* sp., con un 19.6% del 21% de patógenos; con una frecuencia menor se encontró a *Rhizoctonia solani* y *A. uredinis*, con el porcentaje restante. Los saprófitos con mayor frecuencia fueron, *Alternaria* sp. (7.1%) y *Epicoccum* sp. (4.2), ambos sumaron 11.3% del 17% de saprófitos; el resto del porcentaje estuvo conformado por *Gonatobotrys* sp. y micelio hialino (Figura 68).

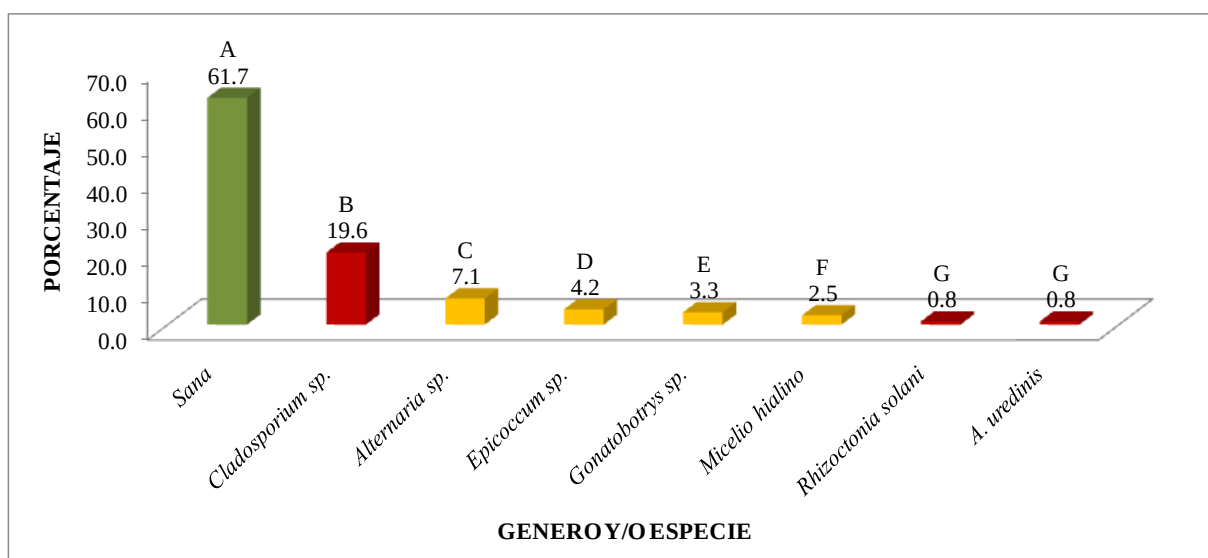


Figura 68. Frecuencia de hongos encontrados en tres variedades de avena cosechadas en **Santa Lucía 2da. fecha** durante el ciclo P-V/2010.

Francisco I. Madero, Tlaxcala (2010)

En Francisco I. Madero, se observó que la incidencia general de hongos fue de 46%, de los cuales 31% fueron patógenos y 15% saprófitos. Los patógenos con mayor frecuencia fueron *Cladosporium* sp. (18.8%) y *Rhizoctonia solani* (10%), ambos sumaron 28.8% del 31% de patógenos; con una frecuencia menor se encontró a *A. uredinis*, con el porcentaje restante. El saprófito con mayor frecuencia fue *Alternaria* sp. (7.5%), seguido por *Epicoccum* sp. (5%), ambos sumaron 12.5% del 15% de saprófitos; el resto del porcentaje estuvo conformado por Micelio hialino (Figura 69).

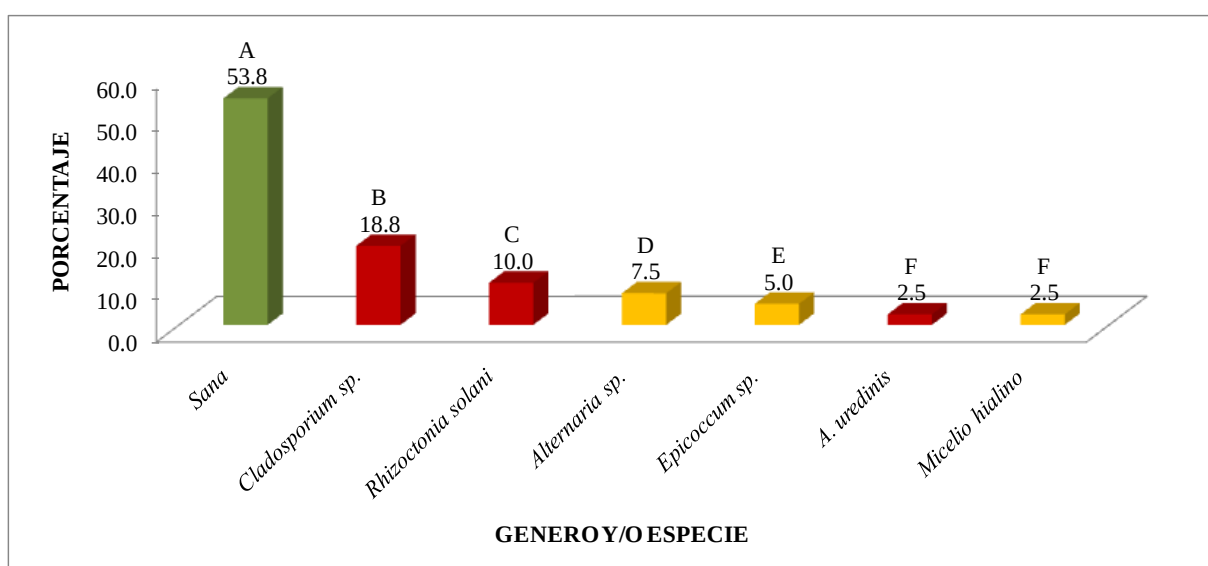


Figura 69. Frecuencia de hongos encontrados en tres variedades de avena cosechadas en **Francisco I. Madero** durante el ciclo P-V/2010.

Teacalco, Tlaxcala (2010)

En la figura 70 se observa que en esta localidad la incidencia general de hongos fue de 49%, de los cuales 26% fueron patógenos y 23% saprófitos. El patógeno con mayor frecuencia fue *Cladosporium* sp. con 20.8% del 26% de patógenos; con una frecuencia menor se encontró a *A. uredinis*, *H. sativum* y *F. moniliforme*, conformando el porcentaje restante. Los saprófitos con mayor frecuencia fueron *Epicoccum* sp. (11.7%) y *Alternaria* sp. (7.1%), ambos sumaron 18.8% del 23% de saprofitos; el resto del porcentaje estuvo conformado por *Phoma* sp., *Gonatobotrys* sp. y micelio hialino.

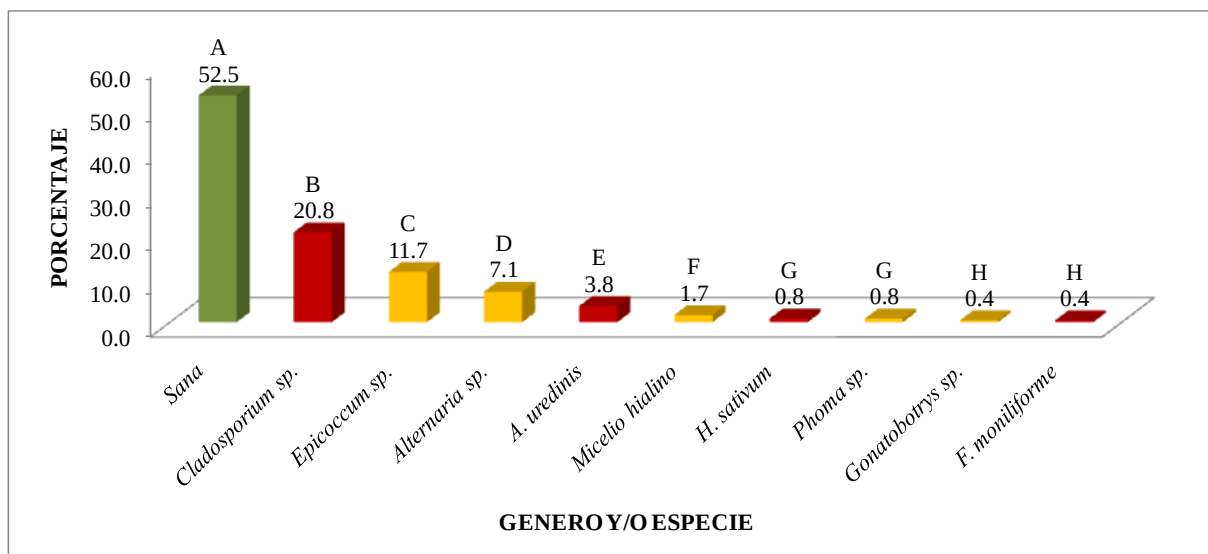


Figura 70. Frecuencia de hongos encontrados en tres variedades de avena cosechadas en **Teacalco** durante el ciclo P-V/2010.

Terrenate, Tlaxcala (2010)

En la Figura 70 se observa que en esta localidad la incidencia general de hongos fue de 55%, de los cuales 27% fueron patógenos y 28% saprófitos. El patógeno con mayor frecuencia fue *Cladosporium* sp. con 22.5% del 27% de patógenos; con una frecuencia menor se encontró a *Rhizoctonia solani*, *A. uredinis*, *H. sativum* y *Diplodia* sp., conformando el porcentaje restante. Los saprófitos con mayor frecuencia fueron *Epicoccum* sp. (12.1) y *Alternaria* sp. (12.1), ambos sumaron 24.2% del 28% de saprofitos; el resto del porcentaje estuvo conformado por *Stemphylium* sp., *Phoma* sp., y micelio hialino.

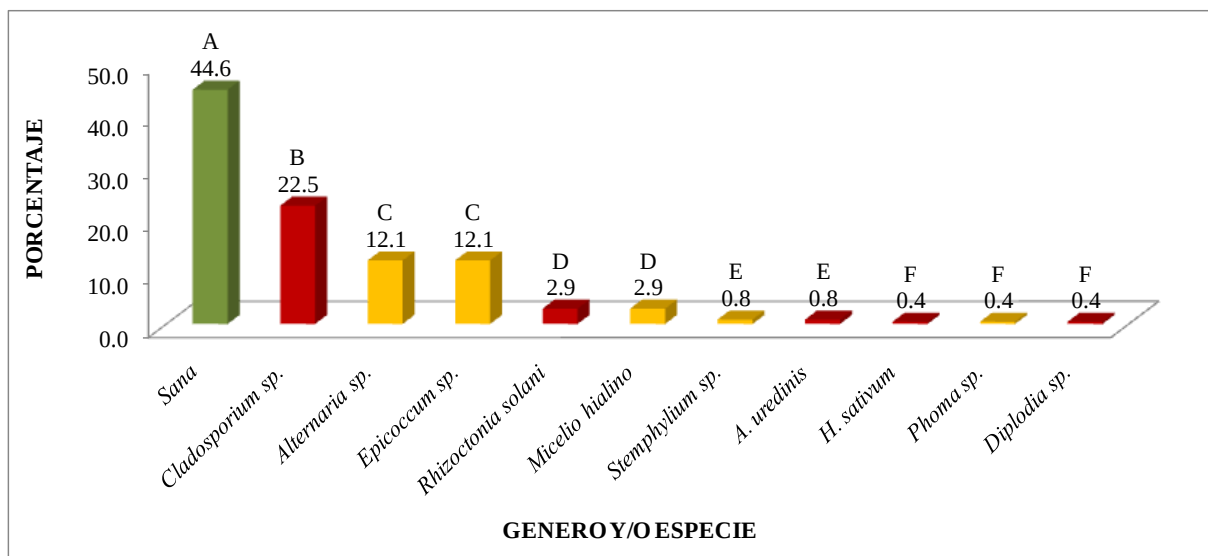


Figura 71. Frecuencia de hongos encontrados en tres variedades de avena cosechadas en **Terrenate** durante el ciclo P-V/2010.

Las especies de hongos patógenos encontradas con mayor frecuencia en la semilla de avena fueron: *Cladosporium* sp., *Alternaria uredinis*, *Rhizoctonia solani* y *H. sativum*; cabe señalar que aunque no existió una frecuencia alta de otras especies del genero *Fusarium*, *Helminthosporium* y *Diplodia*, no deja de ser importante su presencia. Los géneros identificados coinciden con los reportados por Moreno (1988), en donde indico que granos y semillas son invadidos por diversos hongos en el campo, entre ellos: *Fusarium*, *Rhizoctonia*, *Alternaría*, *Cladosporium*, *Helminthosporium* y muchos otros que causan enfermedades a las plantas y que son transmitidos de un ciclo a otro a través de las semillas.

Zyllinsky (1984) menciona que el género *Helminthosporium*, sigue en importancia a las royas como patógenos destructivos de los cereales en todo el mundo. Ireta y Gilchrist (1994) señalan que la invasión de los granos por *Fusarium* destruye los gránulos de almidón, el almacenamiento de proteínas y la pared celular, dando como resultado un producto de baja calidad.

Las especies de hongos saprófitos encontradas con mayor frecuencia en la semilla de avena fueron: *Alternaria* sp., *Epicoccum* sp., *Phoma* sp. y *Torula* sp.; estas son especies cosmopolitas y se encuentran como contaminantes en las semillas, sobre todo después de la maduración. Lo anterior coincide con los trabajos realizados por Wiese (1987) y Moreno (1988) quienes mencionan que éstas son especies importantes después de la cosecha y algunas semillas las adquieren en el almacén.

Zyllinsky (1984) menciona que los géneros saprófitos o parásitos débiles más comunes, tales como *Alternaría*, *Stemphylium*, *Epicoccum*, *Cladosporium* y *Torula* invaden las hojas, tallos y espigas de plantas de cereales que han sufrido efectos severos de factores desfavorables o que se encuentran en la etapa de maduración. El desarrollo de micelio y decoloración del grano puede reducir rendimiento y calidad, además las pérdidas económicas debidas a estos patógenos son insignificantes, pero complican la identificación de enfermedades debido a su presencia junto con los patógenos primarios en las mismas lesiones.

Las localidades con presencia de hongos productores de micotoxinas fueron: Santa Lucía (2009) con *F. oxysporum* y *F. moniliforme*, Santa Lucía 1ra fecha (2010) con *Aspergillus niger*, Terrenate (2009) con *F. avenaceum* y *F. moniliforme* y Teacalco (2010) con *F. moniliforme*. Moreno (1988) mencionó que algunos hongos ponen en peligro la salud de los animales domésticos y la del hombre, ya que ciertas especies producen sustancias tóxicas, que por su origen se les ha denominado micotoxinas. Entre estos hongos se encuentran algunas especies de *Fusarium* y *Aspergillus*, que desafortunadamente son muy comunes en los cultivos agrícolas, en particular en los cereales; siendo estos dos géneros junto con *Penicillium* los tres géneros más importantes productores de micotoxinas.

Las toxinas producidas por estas especies son: malformina y ácido oxálico por *Aspergillus niger*, *F. avenaceum* produce tricotecenos y zearalenona, *F. moniliforme* moniliformina, zearalenona y fusarina y *F. oxysporum* zearalenona y moniliformina (Moreno,1988).

Es importante señalar que en las localidades Nanacamilpa (2009) y Terrenate (2010) del estado de Tlaxcala, se identificó a *Diplodia* sp. en la semilla de avena. Leyva et al. (2011) reportaron por primera vez la presencia de *Diplodia* sp. en el cultivo de *Avena sativa* L. en la variedad Chihuahua en Nanacamilpa, causando pudrición del grano.

5.8. Frecuencia por variedad

Ágata

En la variedad Ágata, la incidencia general de hongos fue de 65%, de los cuales 23% fueron patógenos y 41% saprófitos. Las frecuencias dominantes fueron de saprófitos, *Alternaria* sp. (16.6%) y *Epicoccum* sp. (14.6%), ambos sumaron 31.2%; en menor frecuencia se encontró *Gonatobotrys* sp., *Torula*., *Phoma* sp., *Nigrospora* sp., *Chaetomium* sp., *Graphium* sp., *Coniothyrium* sp., *Stemphylium* sp. y micelio hialino., conformando el resto de porcentaje de saprófitos. Los patógenos con mayor frecuencia fueron *Cladosporium* sp. (11.4%), *Rhizoctonia solani* (3.2%), *A. uredinis* (2.6%) y *A. cerealis* (2.3%), juntos sumaron 19.5% del 23% de patógenos; el resto estuvo conformado por *H. sativum*, *F. avenaceum*, *H. avenae* y *F. moniliforme* (Figura 72).

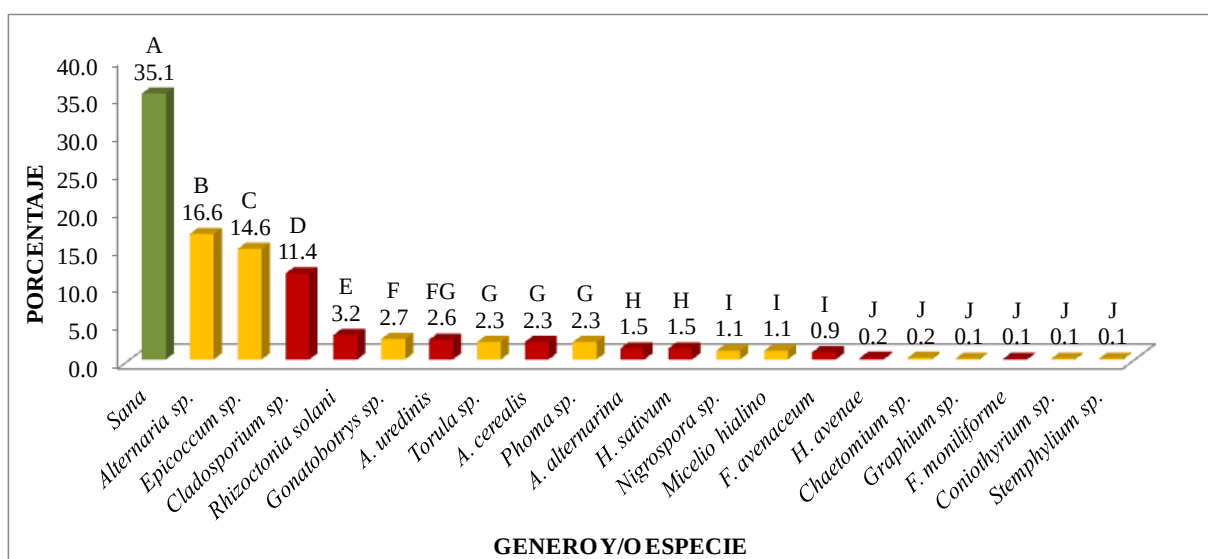


Figura 72. Frecuencia de hongos encontrados en semillas de la variedad Ágata provenientes de 12 localidades de temporal.

Chihuahua

En la variedad Chihuahua, la incidencia general de hongos fue de 69%, de los cuales 25% fueron patógenos y 44% saprófitos. Las frecuencias dominantes fueron de saprófitos, *Alternaria* sp. (21.6%) y *Epicoccum* sp. (15.9%), ambos sumaron 37.5%; en menor frecuencia se encontró *Phoma* sp., *Gonatobotrys* sp., *Torula* sp., *Stemphylium* sp. y micelio hialino., conformando el resto de porcentaje de saprófitos. Los patógenos con mayor frecuencia fueron *Cladosporium* sp. (10.1%), *A. uredinis* (6.3%) y *Rhizoctonia solani* (5.3%), juntos sumaron 21.7% del 25% de patógenos; el resto estuvo conformado por *H. sativum*, *H. avenae*, *Diplodia* sp., *Aspergillus niger*, *H. hawaiiense*, *F. poae*, *F. moniliforme*, *F. oxysporum*, *H. victoriae* y *H. spiciferum* (Figura 73).

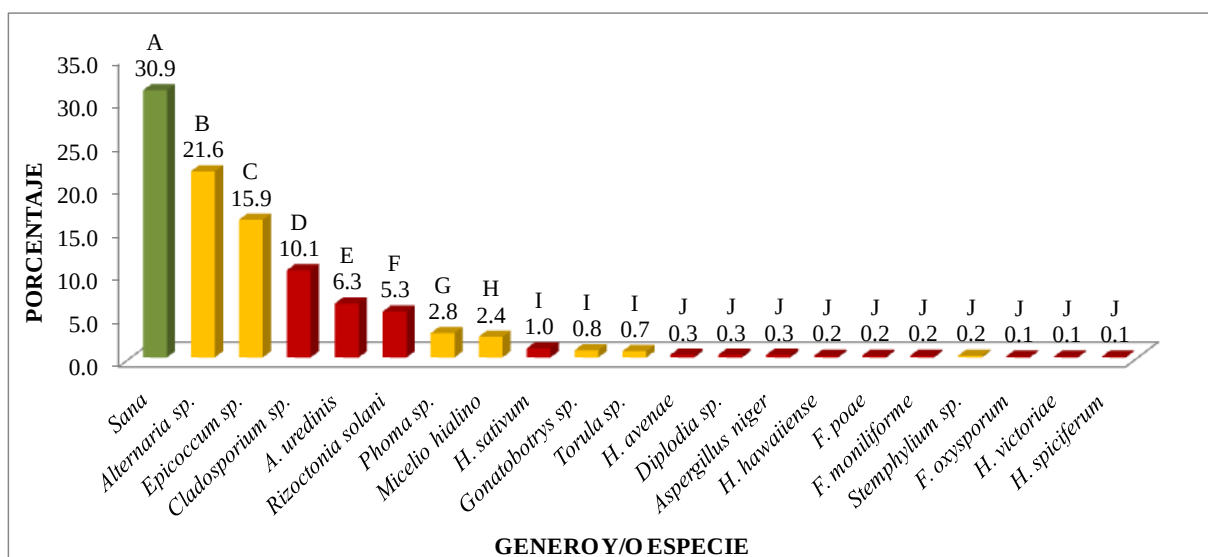


Figura 73. Frecuencia de hongos encontrados en semillas de la variedad **Chihuahua** provenientes de 12 localidades de temporal.

Turquesa

En la variedad Turquesa, la incidencia general de hongos fue de 63%, de los cuales 22% fueron patógenos y 41% saprófitos. Las frecuencias dominantes fueron de saprofitos, *Alternaria* sp. (17.3%) y *Epicoccum* sp. (15.6%), ambos sumaron 33.3%; en menor frecuencia se encontró *Phoma* sp., *Gonatobotrys* sp., *Torula* sp., *Nigrospora* sp., *Chaetomium* sp., *Coniothyrium* sp. y micelio hialino, conformando el resto de porcentaje de saprófitos. Los patógenos con mayor frecuencia fueron *Cladosporium* sp. (10.8%), *A. uredinis* (5.7%) y *Rhizoctonia solani* (3.6%), juntos sumaron 20.1% del 22% de patógenos; el resto estuvo conformado por *H. sativum*, *A. alternarina*, *A. cerealis*, *F. poae* y *H. avenae* (Figura 74).

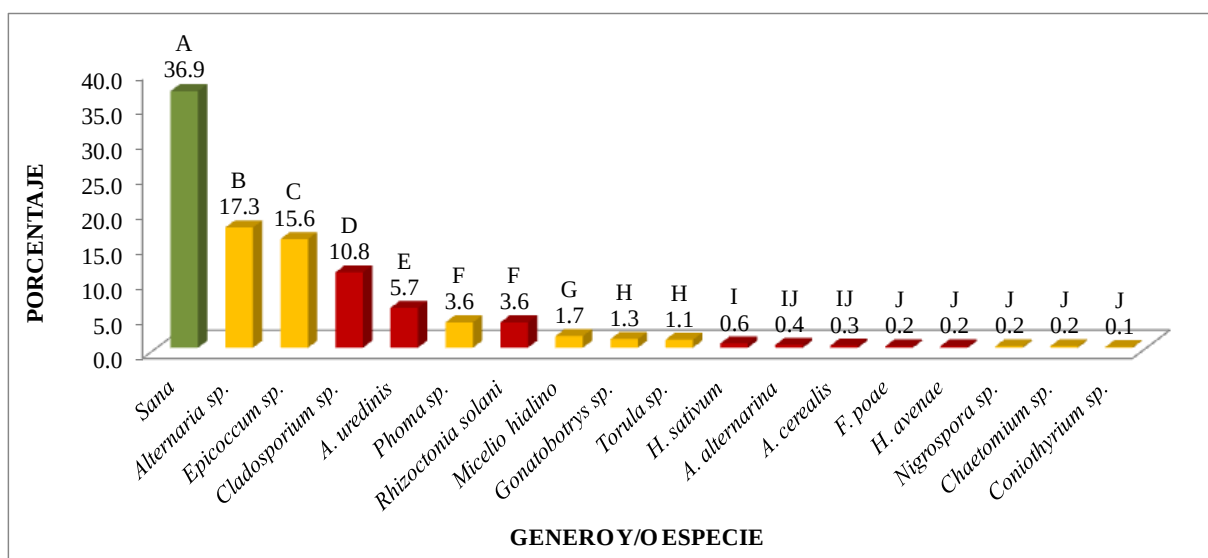


Figura 74. Frecuencia de hongos encontrados en semillas de la variedad **Turquesa** provenientes de 12 localidades de temporal.

En las tres variedades se observó una gama amplia de hongos presentes en la semilla, sin embargo la variedad Turquesa (16 géneros y/o especies) mostró menos hongos identificados (Figura 74), mientras que Ágata y Chihuahua (ambas con 19 géneros y/o especies) fueron similares (Figura 72 y Figura 73). Se encontró patógenos productores de micotoxinas en Ágata (*F. avenaceum* y *moniliforme*) [Figura 72] y Chihuahua (*Aspergillus niger*, *F. moniliforme* y *oxysporum*) [Figura 73], mientras que en Turquesa no se identificaron (Figura 74). El género *Diplodia* sp. sólo se identificó en Chihuahua (Figura 73).

Las frecuencias de patógenos y saprófitos varió entre variedades, se puede decir que cada una de las variedades mostró una problemática diferente en cuanto a los hongos presentes en la semilla. Esto coincide con lo mencionado por Jiménez (1992), Villaseñor *et al.* (2009a) y Villaseñor *et al.* (2009b), donde cada variedad presenta tolerancia a distinto nivel para las diferentes enfermedades de la avena.

VI. CONCLUSIONES

Los hongos patógenos identificados en semillas de *Avena sativa* L. en las diferentes localidades (Chapingo, Coatepec, Juchitepec, Santa Lucia, Francisco I. Madero, Nanacamilpa, Teacalco, Terrenate y Velasco), en las tres variedades (Ágata, Chihuahua y Turquesa), y que pueden ser transmitidos por semilla fueron: *Alternaria alternaria*, *A. cerealis*, *A. uredinis*, *Aspergillus niger*, *Cladosporium* sp., *Diplodia* sp., *Fusarium avenaceum*, *F. moniliforme*, *F. oxysporum*, *F. poae*, *Helminthosporium avenae*, *H. hawaiiense*, *H. sativum*, *H. spiciferum*, *H. victoriae* y *Rhizoctonia solani*. Mientras que los saprofitos fueron: *Alternaria* sp., *Chaetomium* sp., *Coniothyrium* sp., *Epicoccum* sp., *Gonatobotrys* sp., *Graphium* sp., *Nigrospora* sp., *Phoma* sp., *Stemphylium* sp. y *Torula* sp.

La aplicación de fungicida (tebuconazol) en etapa de crecimiento del cultivo de avena redujo la incidencia de hongos transmitidos por semilla, sin embargo, esta diferencia fue mínima, por lo que el fungicida usado no fue efectivo para controlar hongos transmitidos por semilla.

Las localidades con mayor incidencia de hongos fueron: Velasco (2009) y Terrenate (2009); mientras las que presentaron mayor incidencia de patógenos fueron: Juchitepec (2010), Francisco I. Madero (2010) y Santa Lucia 1ra fecha (2010).

La variedad Chihuahua presentó mayor incidencia de hongos transmitidos por semilla, seguida por Ágata y por último Turquesa.

Las condiciones de humedad y precipitación de cada ciclo agrícola, el genotipo y los factores propios de cada sitio en su conjunto, fueron determinantes en la incidencia y frecuencia de los diferentes hongos asociados a la semilla.

Es presente trabajo servirá de base a otras investigaciones, para realizar estudios con hongos transmitidos por semilla; donde tendrán que enfocarse en evaluar otros ingredientes activos en el control de la incidencia de hongos, así como analizar la biodiversidad de estos en otras zonas productoras del país en donde la variación de factores bióticos sean más contrastantes.

VII. LITERATURA CITADA

- Agrios G., N. 2007. Fitopatología. 2a. Ed. LIMUSA. México, D.F. 838 p.
- Barnett, H. L. and B. B. Honter. 1972. Illustrated genera of imperfect fungi. Third Edition. Burgess Publishing Co., USA. 241 p.
- Cochran G., W. 1982. Técnicas de muestreo. 3ª ed. Editorial Continental, México. 513 p.
- Dickson J., G. 1963. Enfermedades de las plantas de gran cultivo. Salvat Editores, S. A. Barcelona Madrid. 584 p.
- Epstein, A. H., M. D. Simons, K. J. Frey and P. G. Rothman. 1988. Field resistance of oats to *Puccinia graminis* f. sp. *avenae* measured via yield and seed weight reduction. Plant Disease 72 (2): 154-156.
- FAOSTAT. 2010. The new FAO statistical, Yearbooks 2010. 100 p.
- Fischer, G.W. 1936. The longevity of smut spores in herbarium specimens. Phytopathology 26: 1118-1127.
- García, E. 1988. Modificación del sistema de clasificación climática de Koppen. 4a. ed. México, D.F. 239 p.
- Garza M., A. 1994. Experimentación Agrícola: Métodos estadísticos. Universidad Autónoma Chapingo, México. 357 p.
- Horsfall, J. G. and E. A. Dimond. 1960. Plant pathology. Academic Press, New York and London. 675 p.
- Huerta E., J., F. M. Rodríguez G., H.E. Villaseñor M., L.A. Mariscal A., E. Martínez C., R.R. Hortelano S., A. Limón O. y S.G. Leyva M. La resistencia genética es la mejor alternativa para controlar las royas del trigo y avena, Espitia R. E. 2010. In: Memoria Técnica No. 11. Día de Campo Cevamex. pp. 86-89.
- INEGI. 2010. Cuaderno Estadístico del Estado de Tlaxcala. Edición 2010. pp: 7-21.
- Ireta M., J. y L. Gichrist. 1994. Roña o Tizón de la espiga del trigo (*Fusarium graminearum* Schwabe). Centro Internacional de Mejoramiento de Maíz y Trigo. CIMMYT. México, D.F. 25 p.
- Jiménez G., C. 1992. Descripción de las variedades de avena cultivadas en México. SARH. Campo Experimental Valle de México. Chapingo, México. 89 p.

- Jones, D. G. and C. B. Clifford. 1983. Cereal Diseases: Their Pathology and Control. 2a. ed. New York. 309 p.
- Leonard, K. J., Huerta-Espino, J. and J. J. Salmeron. 2005. Virulence of oat crown rust in Mexico. Plant Disease. 89:941-948.
- Leslie, F.J. and A.B. Summerell. 2006. The *Fusarium* Laboratory Manual. Blackwell Publishing. Iowa, USA. 388 p.
- Leyva M., S.G. 1999. Enfermedades Fungosas de Algunos cultivos Agrícolas. Universidad Autónoma Chapingo. Chapingo, México. 92 p.
- Leyva M., S. G., E. Rangel E., H. E. Villaseñor M. y J. Huerta-Espino. 2004. Pérdidas ocasionadas por *Puccinia graminis* f. sp. *avenae*, causante de la roya del tallo en seis cultivares de avena en los Valles Altos de México. Revista Mexicana de Fitopatología 22: 166-171.
- Leyva Mir, S.G., Mariscal Amaro, L.A., Villaseñor Mir, H.E. y Huerta Espino, J. 2011. *Diplodia* sp., Causante de la Pudrición de Grano de Avena (Avena sativa) en Nanacamilpa, Tlaxcala, Mexico. Revista Mexicana de Fitopatologia 29:81-83.
- Littlefield, L. J. 1981. Biology of the plant rust: an introduction. Ed. Iowa State University Press. 103 p.
- Machacek, J. E. and H. Wallace A. 1952. Longevity of some common fungi in cereal seed. Canadian Journal of Botany 30: 164-169.
- Mathur, S. B. and B. M. Cunfer. 1993. Seed-Borne Diseases and Seed Health Testing of Wheat. Institute of Pathology for Developing Countries. Danish Government. 168 p.
- Moreno M., E. 1988. Manual para la identificación de hongos en granos y sus derivados. Universidad Nacional Autónoma de México. México, D.F. 109 p.
- Moreno M., H. 1996. Análisis físico y biológico de semillas agrícolas. 3a. ed. Universidad Nacional Autónoma de México. México, DF. 393 p.
- Nyvall, R. F. 1999. Field Crop Diseases. Third Ed. Iowa State University Press/Ames. 1021 p.
- Otis, C. M. 1993. Plant disease control: Principles and practice. New York, United States. 346 p.

- Ortiz C., J. 1979. Cultivos de carbohidratos. Universidad autónoma de Nuevo León, México. pp: 5-15.
- Parry, D. W. 1990. Plant Pathology in Agriculture. Cambridge University Press, New York. 385 p.
- Ridao, A. y F. Roca. 2002. Enfermedades y otros factores que causan decoloración y deterioro de semillas de soja. Buenos Aires, Argentina. 145 p.
- Robles S., R. 1983. Producción de granos y forrajes. Ed. LIMUSA. 4a. ed. México 284 p.
- Romero C., S. 1993. Hongos fitopatógenos. Universidad Autónoma Chapingo. Chapingo, México. 347 p.
- Ruiz L., M. J. 2007. Hongos Asociados a la Semilla de Avena (*Avena Sativa* L.). Tesis de Maestría. Departamento de Parasitología Agrícola. Universidad Autónoma Chapingo, México. 76 p.
- SIAP, 2010. Servicio de Información y estadística Agroalimentaria y Pesca: Año Agrícola 2008. México.
- Simmons, G. E. 2007. Alternaria An Identification Manual. Fungal Biodiversity Centre Utrecht, Netherlands. 775 p.
- Sivanesan, A. 1987. Graminicolous species of Bipolaris, Curvularia, Drechslera, Exserohilum and their teleomorphs. C.A.B. International Mycological Institute. Wallingford, Oxon. 261 p.
- Smith, I. M., J. Dunez, R.A. Lelliot, D. H. Phillips, S. A. Archer. 1988. Manual de enfermedades de las plantas. Editorial Blackwell Scientific Publications LTD. Oxford (UK). 627 p.
- Presscott, J. M., P. A. Burnett, E.E. Saari *et al.* 1986. Enfermedades y plagas del trigo: una guía para su identificación en campo. CIMMYT. México, D.F., México. 135 p.
- Villaseñor M., H. E., E. Espitia R., and C. Márquez G. 2001. Registration of "Cevamex" oat. Crop Science 41 (1): 266-267.

- Villaseñor M., H., E. Huerta E., J. Rodríguez G., Ma. F. Santa R., and C. Martínez E. 2009a. Ágata, Nueva variedad de avena para siembra de temporal en México. *In: Memoria técnica No. 10. Septiembre. Inifap, Campo Experimental valle de México, México. pp: 109-110.*
- Villaseñor M., H., E. Espitia R., E. Huerta E., J. Osorio A., and H. López J. 2009b. Turquesa, Nueva variedad de avena para producir grano y forraje en México. Folleto técnico No. 35. INIFAP, Campo Experimental Valle de México. 23 p.
- Warham E., J., L. Butler D., y B. Sulton C. 1998. Ensayos para la semilla de maíz y trigo Manual de laboratorio. CIMMYT. México. D.F. 84 p.
- Wiese, M.V. 1987. Compendium of Wheat diseases. The American Phytopathological Society, 2a edition. 112 p.
- Zyllinsky F., J. 1984. Guía para la identificación de enfermedades en cereales de grano pequeño. Centro Internacional de Mejoramiento de Maíz y trigo. CIMMYT. México, D.F. 141 p.