



COLEGIO DE POSTGRADUADOS

INSTITUCIÓN DE ENSEÑANZA E INVESTIGACIÓN EN CIENCIAS AGRÍCOLAS

CAMPUS MONTECILLO

POSTGRADO DE FITOSANIDAD

FITOPATOLOGÍA

INCIDENCIA DE HONGOS EN CÁLICES DESHIDRATADOS DE JAMAICA (*Hibiscus sabdariffa* L.) EN EL ESTADO DE GUERRERO

RUBICELA RUIZ RAMÍREZ

T E S I S
PRESENTADA COMO REQUISITO PARCIAL
PARA OBTENER EL GRADO DE :

MAESTRA EN CIENCIAS

MONTECILLO, TEXCOCO, EDO. DE MÉXICO

2014

La presente tesis titulada: **Incidencia de hongos en cálices deshidratados de jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.) en el estado de Guerrero** realizada por la alumna: Rubicela Ruiz Ramírez, bajo la dirección del Consejo Particular indicado, ha sido aprobada por el mismo y aceptada como requisito parcial para obtener el grado de:

**MAESTRA EN CIENCIAS
FITOSANIDAD
FITOPATOLOGÍA**

CONSEJO PARTICULAR

CONSEJERO



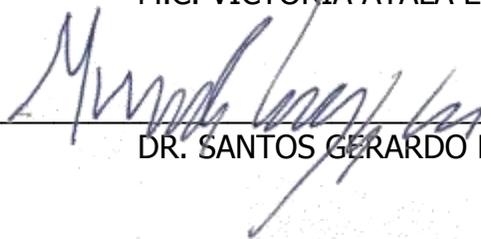
DR. JAVIER HERNÁNDEZ MORALES

ASESORA



M.C. VICTORIA AYALA ESCOBAR

ASESOR



DR. SANTOS GERARDO LEYVA MIR

Montecillo, Texcoco, Estado de México, Octubre de 2014

Esta investigación estuvo financiada por el proyecto
Fondo Sectorial SAGARPA-CONACYT clave-163972:
“Validación de variedades de jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.) con alta concentración de
bioactivos, alto rendimiento y tolerantes a enfermedades, determinación de plagas y
enfermedades e innovación de la maquinaria agrícola para una producción sustentable”

RESUMEN

INCIDENCIA DE HONGOS EN CÁLCICES DESHIDRATADOS DE JAMAICA (*Hibiscus sabdariffa* L.) EN EL ESTADO DE GUERRERO

Rubicela Ruiz Ramírez, M.C.

Colegio de Postgraduados, 2014

Con el objetivo de determinar la calidad sanitaria de los cálices de jamaica comercializados en la región de la Costa Chica de Guerrero, México, se colectaron 78 muestras de cálices deshidratados y almacenados en 16 localidades, dos localidades correspondieron a dos centros de acopio ubicados en Ayutla municipio de Ayutla y Las Mesas municipio de San Marcos. En promedio, los cálices mostraron un contenido de humedad del 14.55% y una incidencia de 54.78% de cálices con manchas en la superficie y/o tizón en las puntas. Con base en la caracterización morfológica y molecular (PCR), se aislaron e identificaron 19 géneros de hongos presentes en las 16 localidades; mientras que en los dos centros de acopio solo se identificaron 17 géneros. Los aislamientos más frecuentes fueron *Aspergillus*, *Nodulisporium*, *Alternaria*, *Rhizopus*, *Chaetomium* y *Thielavia*. Se determinó una diferencia en la incidencia de cálices enfermos, comparando los diferentes niveles de calidad ($\alpha=0.05$); de la misma manera se registraron diferencias significativas en la frecuencia de géneros aislados entre ambos almacenes ($\alpha=0.1$). La temperatura de almacenamiento mostró correlaciones significativas con las siguientes variables: humedad relativa ($r=-0.968$), luminosidad ($r=0.479$), contenido de humedad de los cálices ($r=0.389$) e incidencia de cálices enfermos ($r=0.345$); la correlación entre el número de géneros aislados y su frecuencia fue negativa ($r=-0.2869$).

Palabras clave: identificación, PCR, humedad, almacenamiento, calidad fitosanitaria, *Hibiscus sabdariffa*.

ABSTRACT

INCIDENCE OF FUNGI IN DRIED ROSELLE CALYXES (*Hibiscus sabdariffa* L.) IN GUERRERO STATE

Rubicela Ruiz Ramírez, M.C.

Colegio de Postgraduados, 2014

In order to determine the phytosanitary quality of dried roselle calyxes marketed in the Costa Chica region of Guerrero, Mexico, 78 samples of dried and stored calyxes were collected in sixteen locations, two locations corresponded to two packing plants located in Ayutla municipality of Ayutla and Las Mesas municipality of San Marcos. On average the calyxes had a moisture content of 14.55%, and 54.78% of calyxes has symptoms of spots on the surface and/or blight on the tips. Based on morphological and molecular (PCR) characteristics the fungi was isolated and identified, into 19 genera of fungi; while in the two storage units only 17 genera were identified. The most common isolates were *Aspergillus*, *Nodulisporium*, *Alternaria*, *Rhizopus*, *Chaetomium* and *Thielavia*. The quality level of the calyxes were significantly affected by the disease incidence ($\alpha=0.05$); likewise the frequency of the incidence of the different isolates also varied between storage units ($\alpha = 0.1$). The storage temperature showed significant correlations with the following variables: relative humidity ($r=-0.968$), light intensity ($r=0.479$), moisture level of calyxes ($r=0.389$) and incidence of diseased calyxes ($r=0.345$); the correlation between the number of isolated genus and their frequency was negative ($r=-0.2869$).

Additional keywords: identification, PCR, humidity, storage, phytosanitary quality, *Hibiscus sabdariffa*.

AGRADECIMIENTOS

A todos los ciudadanos que a través del Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACYT), Colegio de Postgraduados y Fitosanidad-Fitopatología, contribuyeron en mi formación académica.

Al fondo sectorial SAGARPA-CONACYT clave-163972, por el financiamiento otorgado para hacer posible esta investigación.

A los miembros de mi Consejo Particular: Dr. Javier Hernández Morales, M.C. Victoria Ayala Escobar y Dr. S. Gerardo Leyva Mir por darme la oportunidad de trabajar con ustedes. Gracias por su orientación, confianza y tiempo invertido en este trabajo. Mi reconocimiento y respeto a cada uno de ustedes.

Al Dr. Daniel L. Ochoa Martínez por el apoyo, sugerencias y aportación durante la etapa de laboratorio.

Al M.C. Lauro Soto Rojas por su apoyo constante para la culminación de este trabajo.

A todos los profesores de Fitopatología que me compartieron su tiempo, conocimientos y experiencia profesional, gracias por participar en mi formación académica.

A la M.C. Leticia Robles Yerena y al M.C. Santo Angel Ortega Acosta por el apoyo y la amistad brinda en este tiempo.

Al Sr. Ricardo por su apoyo y facilidades otorgadas durante mis actividades en el laboratorio.

A la Sra. Elena y el Sr. Carmelo que facilitaron sus instalaciones en los almacenes de Las Mesas y Ayutla, contribuyendo a cumplir los objetivos de esta investigación.

Agradezco a todo el personal administrativo de Fitosanidad-Fitopatología que hicieron posible y grata mi estancia en sus instalaciones.

DEDICATORIA

A Dios gracias, por dejarme disfrutar de su gran universo
al lado de una familia hermosa.

Con amor y respeto a mis padres: Flor y Rafa, por estar a mi lado compartiendo
risas, limpiando lágrimas y levantándome a cada caída. Siempre serán mi
ejemplo.

A las familias Ruiz Antúnez, Ruiz Quiroz y Ruiz Hernández por el apoyo y
momentos cálidos que me brindan.

Especialmente a mis querid@s: Nanis, Vale, Andrés, Xime y Dani, por traernos
luz y alegría. Deseo que logren realizar todos sus sueños.

A todos mis amigos que a pesar del tiempo y la distancia siguen presentes,
especialmente a Nanci y Gume por los buenos momentos compartidos, constante
motivación y apoyo para concluir esta etapa profesional.

*"Demos gracias a los hombres y a las mujeres que nos hacen felices, ellos son
los encantadores jardineros que hacen florecer a nuestros espíritus"*

(Will Rogers, 1879 – 1935)

A cada uno de ustedes... Gracias!

Rubi

CONTENIDO

	Página
RESUMEN	iv
ABSTRACT	v
LISTA DE CUADROS	x
LISTA DE FIGURAS	xi
I. INTRODUCCIÓN	1
1.1. Objetivos	6
II. MATERIALES Y MÉTODOS	7
2.1. Colecta de muestras	7
2.2. Determinación de humedad de cálices.....	9
2.3. Determinación de incidencia de cálices enfermos	9
2.4. Aislamiento y purificación de colonias.....	10
2.5. Caracterización molecular	11
2.6. Caracterización morfológica.....	12
2.7. Evaluación de condiciones ambientales de almacenamiento.....	12
2.8. Análisis estadístico.....	13
III. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	14
3.1. Determinación de humedad de cálices comercializados.....	17
3.2. Incidencia de cálices enfermos	19
3.3. Aislamientos y caracterización molecular	20
3.4. Caracterización morfológica.....	24
3.4.1. <i>Aspergillus</i> P. Micheli ex Haller.....	24
3.4.2. <i>Nodulisporium</i> Preus	25
3.4.3. <i>Alternaria</i> Nees.....	27
3.4.4. <i>Rhizopus</i> Ehrenb.	29
3.4.5. <i>Chaetomium</i> Kunze	30
3.4.6. <i>Neosartorya</i> Malloch & Cain	33
3.4.7. <i>Penicillium</i> Link	35
3.4.8. <i>Thielavia</i> Zopf	36
3.4.9. <i>Gelasinospora</i> Dowding.....	37
3.4.10. <i>Curvularia</i> Boedijn.....	39
3.4.11. <i>Drechslera</i> S. Ito.....	40

	Página
3.4.12. <i>Epicoccum</i> Link.....	42
3.4.13. <i>Corynespora</i> Güssow	43
3.4.14. <i>Fusarium</i> Link	45
3.4.15. <i>Cladosporium</i> Link.....	48
3.4.16. <i>Nigrospora</i> Zimm.	50
3.4.17. <i>Pilidiella</i> Petr. & Syd.....	51
3.4.18. <i>Trichoderma</i> Pers.	53
3.4.19. <i>Pithomyces</i> Berk. & Broome	54
3.5. Frecuencia de géneros de hongos aislados.....	56
3.6. Condiciones ambientales de almacenamiento	58
3.7. Evaluación de condiciones de almacenamiento Ayutla vs. Las Mesas	61
3.8. Recomendaciones	71
IV. CONCLUSIONES.....	72
V. LITERATURA CONSULTADA.....	73

LISTA DE CUADROS

	Página
Cuadro 1. Micotoxinas de importancia mundial.....	4
Cuadro 2. Distribución del número de muestras y grado de calidad obtenidas por sitio de muestreo.....	7
Cuadro 3. Número de muestras colectadas por visita en las 16 localidades muestreadas.....	15
Cuadro 4. Ubicación en el GenBank de 15 géneros de hongos obtenidos.....	22
Cuadro 5. Condiciones ambientales de almacenamiento de cálices deshidratados.....	61
Cuadro 6. Número de géneros aislados y su frecuencia comparados entre almacenes con un nivel de significancia del 5 y 10%.....	65
Cuadro 7. Géneros aislados y su frecuencia comparados entre fechas de muestreo, con nivel de significancia del 5 y 10%.....	66
Cuadro 8. Coeficientes de correlación Pearson entre las variables de almacenamiento.....	69

LISTA DE FIGURAS

	Página
Figura 1. A. cálices deshidratados sanos (no enfermos), B. cálices deshidratados con síntomas de manchado o tizón (enfermos).....	9
Figura 2. Calidad de cálices de jamaica nacional colectados en la región de Costa Chica, Guerrero A) Comercial B) Suprema C) Extra.	14
Figura 3. Calidad de cálices de jamaica variedad china colectada en el almacén de Ayutla.....	14
Figura 4. Clasificación de la forma de deshidratado de cálices de jamaica; el método Desconocido corresponde a las muestras colectadas en los almacenes.....	16
Figura 5. Humedad de cálices de jamaica almacenados; la secuencia de las muestras corresponde al orden de colecta. Las líneas punteadas corresponden a los valores, mínimo, medio y superior establecidos por la NMX-FF-115-SCFI-2010.	18
Figura 6. Humedad de cálices de jamaica comparada por localidad. Las líneas punteadas corresponden a los valores, mínimo, medio y superior establecidos por la NMX-FF-115-SCFI-2010. 1 Medias con la misma letra no son significativamente diferentes ($\alpha=0.05$); DMS=8.3259.....	18
Figura 7. Incidencia de cálices enfermos por localidad. 1 Medias con la misma letra no son significativamente diferentes ($\alpha=0.05$); DMS=0.6467.	20
Figura 8. Frecuencia acumulada y media de géneros aislados en cálices deshidratados y almacenados de jamaica en las 16 localidades muestreadas. 1 Medias con la misma letra dentro de la línea no son significativamente diferentes ($\alpha=0.05$); DMS=3.7959.	21
Figura 9. Número promedio de géneros aislados y su frecuencia, comparados entre localidades. 1 Medias con la misma letra dentro de la línea y dentro de barras, no son significativamente diferentes ($\alpha=0.05$); DMS núm géneros= 10.409, DMS frecuencia=10.679.....	21
Figura 10. <i>Aspergillus japonicus</i> A. colonia sobre tejido de jamaica en PDA, B. conidióforo, C. fiálides en vesícula con arreglo uniseriado, D. conidios y micelio septado. Escala de barra: B=20 μm , C-D=10 μm	24
Figura 11. <i>Nodulisporium</i> sp. A. colonia en PDA, B. micelio, C. conidióforo, D. células conidiogénicas, E. amerosproas. Escala de barra: B-E=10 μm	26
Figura 12. <i>Alternaria alternata</i> A. colonia en PDA, B. conidióforo con cicatriz de desprendimiento de conidio, C. micelio, conidióforo y conidios, D. cadena de conidios. Escala de barra: B-D=10 μm	27

Figura 13. <i>Rhizopus</i> sp. A. colonia en PDA, B. grupo de esporangióforos, C. esporangio, D. esporangiosporas, E. esporangióforo con rizoides. Escala de barra: B, E=100 μ m, C=20 μ m, D=10 μ m.....	29
Figura 14. <i>Chaetomium cupreum</i> A. colonia en PDA, B. peritecio, C. setas de peritecio, D. ascosporas. Escala de barra: B=20 μ m, C-D=10 μ m.....	31
Figura 15. <i>Chaetomium globosum</i> A. colonia en PDA, B. peritecios sobre tejido vegetal en cámara húmeda, C. setas de peritecio, D. liberación de ascosporas. Escala de barra: B=20 μ m.....	32
Figura 16. <i>Neosartorya spinosa</i> A. colonia en PDA, B. cleistotecios, C. ascas y ascosporas, D. ascosporas. Escala de barra: B=100 μ m, C-D=10 μ m.....	33
Figura 17. <i>Penicillium</i> sp. A. colonia en PDA en crecimiento, B. colonia sobre tejido de jamaica en cámara húmeda, C. conidióforo con el ápice verticilado, D-E. célula soporte y fiálides, F. conidios equinulados. Escala de barra: C-F=10 μ m.....	35
Figura 18. <i>Thielavia terricola</i> A. colonia sobre sustrato de jamaica en PDA, B. cleistotecios, C. ascosporas y textura epidermoidea del cleistotecio, D. ascomas entre micelio sobre sustrato de jamaica en PDA. Escala de barra: B=20 μ m, C=10 μ m.....	36
Figura 19. <i>Gelasinospora brevispora</i> A. peritecios en sustrato de jamaica en cámara húmeda, B. peritecios, C. ascas conteniendo ascosporas con arreglo uniseriado, D. ascas inmaduras con anillo apical, E. ascosporas. Escala de barra: B=100 μ m, C=20 μ m, D-E=10 μ m.....	38
Figura 20. <i>Curvularia trifolii</i> A. colonia en PDA, B. conidios y micelio, C-D. conidióforos de crecimiento indeterminado. Escala de barra: B, D=20 μ m, C=10 μ m.....	39
Figura 21. <i>Drechslera australiensis</i> A. colonia en crecimiento en PDA, B. conidióforo de crecimiento indeterminado, C. micelio y conidióforo, D. conidios. Escala de barra: B-D=10 μ m.....	41
Figura 22. <i>Epicoccum nigrum</i> A. colonia en crecimiento en PDA, B. esporodoquios sobre tejido vegetal en cámara húmeda, C. conidios, D. micelio, E. conidios formando esporodoquios. Escala de barra: C-E=10 μ m.....	42
Figura 23. <i>Corynespora cassiicola</i> A. colonia en PDA, B. conidios, C. conidios formando cadenas y presencia de pseudoseptos. Escala de barra: B=20 μ m, C=10 μ m.....	44
Figura 24. <i>Fusarium equiseti</i> A. colonia en PDA, B. monofiálides, C. clamidosporas en cadena, D. macroconidios con célula apical alargada. Escala de barra: B-D=10 μ m.....	45
Figura 25. <i>Fusarium proliferatum</i> A. colonia en PDA, B-C. polifiálides, D-E. macroconidios, F. microconidios. Escala de barra: B-F=10 μ m.....	47

Figura 26. <i>Cladosporium cladosporioides</i> A. colonia en PDA, B y C. conidióforo, ramoconidios y conidios, D. cadenas de conidios. Escala de barra: B-D=10 μ m.	48
Figura 27. <i>Nigrospora</i> sp. A-B. conidióforo, C. micelio, conidióforo y célula conidiogénica, D. conidióforo ramificado, células conidiogénica y conidios. Escala de barra: B-D=10 μ m.	50
Figura 28. <i>Pilidiella diplodiella</i> A. colonia en PDA, B-C. picnidios, D. textura angular de picnidios, E-F. conidios. Escala de barra: B-C=100 μ m, D-F=10 μ m.	52
Figura 29. <i>Trichoderma</i> spp. A. colonia en PDA, B. colonia sobre tejido de jamaica en PDA, C. conidios y clamidosporas, D. conidios. Escala de barra: C-D=10 μ m.	53
Figura 30. <i>Pithomyces chartarum</i> A. colonia en PDA, B-C. conidios. Escala de barra: B-D=10 μ m.	55
Figura 31. Frecuencia promedio de hongos aislados comparados por localidad. 1 Medias con la misma letra no son significativamente diferentes; DMS ($\alpha=0.05$)=1.3193, DMS ($\alpha=0.1$)=1.1041.	56
Figura 32. Frecuencia promedio de hongos aislados comparados por género. 1 Medias con la misma letra no son significativamente diferentes; DMS ($\alpha=0.05$)=1.6829, DMS ($\alpha=0.1$)=1.4083.	56
Figura 33. Distribución de los cinco géneros de hongos aislados con mayor frecuencia acumulada en las 16 localidades muestreadas.	57
Figura 34. Distribución del promedio de temperatura y humedad relativa en los almacenes de Ayutla y Las Mesas, comparados por mes de almacenamiento.	58
Figura 35. Distribución de luminosidad promedio en los almacenes de Ayutla y Las Mesas, comparados por mes de almacenamiento.	60
Figura 36. A. instalaciones del centro de acopio de Ayutla, B. instalaciones del centro de acopio Las Mesas.	60
Figura 37. Humedad promedio de cálices en diferentes periodos de muestreo en los almacenes de Ayutla y Las Mesas. 1 Medias con la misma letra no son significativamente diferentes ($\alpha=0.05$); DMS=3.0321.	62
Figura 38. Incidencia de cálices enfermos comparados entre muestreos en los almacenes de Ayutla y Las Mesas. 1 Medias con la misma letra dentro de la línea y dentro de barras no son significativamente diferentes; DMS entre almacenes= 24.813, DMS promedio =16.21.	63
Figura 39. Distribución de muestras colectadas, en sus diferentes grados de calidad en el almacén de Ayutla y Las Mesas.	64

Figura 40. Incidencia de cálices enfermos comparados entre grados de calidad de jamaica variedad criolla, colectados en los almacenes de Ayutla y Las Mesas. 1 Medias con la misma letra dentro de la línea y dentro de barras no son significativamente diferentes; DMS incidencia= 17.276, DMS número de géneros =1.0481..... 65

Figura 41. Distribución de número de géneros aislados y su frecuencia acumulada en los almacenes de Ayutla y Las Mesas comparados por fecha de muestreo. 67

Figura 42. Frecuencia acumulada de géneros aislados en los diferentes periodos de muestreo en los almacenes de Ayutla y Las Mesas. 1 Medias con la misma letra dentro de la línea no son significativamente diferentes ($\alpha=0.05$); DMS=1.6352..... 67

Figura 43. Géneros aislados con mayor frecuencia en los almacenes de Ayutla y Las Mesas. 1 Medias con la misma letra no son significativamente diferentes; DMS incidencia= 1.3415..... 68

I. INTRODUCCIÓN

La Fundación Produce Guerrero AC (2012) menciona que la jamaica tiene oportunidad económica en el mercado de la industria refresquera, ya que los actuales cambios en la tendencia de consumo obligan a esta industria a generar productos bajos en calorías, “light” o “naturales”, por lo que la jamaica se visualiza como un cultivo que tendrá una demanda significativa en los próximos 10 años.

La jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.) es un arbusto semileñoso de la familia Malvaceae (Alarcón *et al.*, 2012a) nativa de la región que comprende la India y Malasia, posteriormente fue llevada a África y se propagó a zonas tropicales y subtropicales de ambos hemisferios (Morton, 1987). En la actualidad se cultiva ampliamente en el oeste de África, Asia, Australia, Centro y Sudamérica y muchos países tropicales (Omemu *et al.*, 2006); Correa *et al.* (2011) mencionan que la jamaica se introdujo a México por los españoles durante la colonización y coincide con Mukhtar (2007) en que el cultivo se ha extendido debido a la diversidad de su uso en la alimentación humana y animal.

Existen muchos estudios sobre las propiedades medicinales de este cultivo; la jamaica se usa para reducir la hipertensión, como antiinflamatorio, diurético y para la prevención de cáncer debido a sus componentes antioxidantes como la vitamina C y E, ácidos polifenólicos, flavonoides y antocianinas. También se emplean en la industria textil, como colorante en tintaciones micológicas, artesanías e incluso como planta ornamental; además el aceite de semilla de jamaica es un buen sustituto del ricino y es incorporado en cosmetología y perfumería (Wang *et al.*, 2000; Ismail *et al.*, 2008; Alarcón *et al.*, 2012b; Abubakar *et al.*, 2012; Hopkins *et al.*, 2013; Da-Costa *et al.*, 2014). Sin embargo, el principal interés económico de la jamaica radica en la producción de cálices (Saeed *et al.*, 2008), que tradicionalmente son para uso culinario en la elaboración de bebidas, gelatinas, jaleas, mermeladas, dulces, vinos y como fuente natural de colorante alimenticio (Samsudin *et al.*, 2000; Juliani *et al.*, 2009; Suherman *et al.*, 2012; Da-Costa *et al.*, 2014); además Jaroni y Ravishankar (2012) sugieren la aplicación de extractos de cálices de jamaica como un agente antimicrobiano en los alimentos; así mismo, Morales *et al.* (2013) comprobaron el efecto antimicrobiano de cinco genotipos de jamaica cultivada en México que inhiben el crecimiento de dos serotipos de *Salmonella*.

A nivel mundial, en 2004 la FAO reportó una producción total de 97,975 ton de jamaica, siendo China el principal productor que aportó el 27.76% del volumen ofertado, seguido de la India (17.91%), Sudán (9.1%), Uganda (8.4%), Indonesia (6.23%), Malasia (5.53%) y México que ocupó el séptimo lugar con el 5.14%. Otros países que también son importantes productores de este cultivo son Egipto, Senegal, Tanzania, Malí y Jamaica, pero al igual que México, gran parte de su producción se queda para abasto local; Alemania y Estados Unidos son los principales consumidores e importadores de jamaica (Correa, 2011; Fundación Produce Guerrero, 2012).

De acuerdo con la SAGARPA, durante el año 2012, en México se cultivaron 18,463 ha, con un volumen de producción total de 5,905 ton y un valor de la producción de poco más de 151 millones de pesos. El estado de Guerrero fue el principal productor de jamaica participando con 3,943 toneladas (66.76% del volumen nacional ofertado), cultivadas en una superficie de 13,679 ha, con un valor de la producción de 54.12 millones de pesos. Los estados que siguieron en importancia, respecto al volumen de producción ofertado, fueron Oaxaca y Michoacán con una aportación del 13.63 y el 8.40%, respectivamente (SIAP, 2012).

Los principales municipios productores en Guerrero fueron Ayutla de los Libres, Tecoaapa, Acapulco, San Luis Acatlán y San Marcos, que en conjunto aportaron el 85.4% del volumen de producción estatal con un valor de la producción de 43.9 millones de pesos (SIAP, 2012).

El cultivo de la jamaica se realiza en el ciclo primavera-verano, la siembra inicia con la temporada de lluvias, la cosecha se da entre los meses de noviembre a diciembre, dependiendo de la precocidad de la variedad sembrada, y su comercialización se realiza principalmente de diciembre a marzo. La jamaica es un cultivo con gran arraigo en Guerrero, ya que los productores la siembran como una tradición cultural, más allá de todas sus propiedades conocidas; los productores son casi en su totalidad minifundistas, donde la jamaica se cultiva comercialmente en asociación con maíz (Fundación Produce Guerrero, 2012), con rendimientos promedio que van de 200 a 420 kg/ha (SIAP, 2012).

Aproximadamente un 95% de la producción nacional del cáliz de jamaica se vende a granel para su consumo en seco, y el resto se vende como productos procesados que comprende la venta de mermeladas, concentrados, extractos medicinales, té y licores que se venden a nivel regional o nacional en restaurantes y tiendas. En principal problema de cadena productiva se deriva de un

deficiente manejo postcosecha, ya que el productor descuida la sanidad durante el proceso de deshidratado, lo que trae como resultado una baja calidad del producto debido a la presencia de hongos de postcosecha, por lo anterior, el consumidor prefiere la jamaica importada de China y/o Sudán que tiene mejor vista a pesar de la menor calidad en sabor, color y cualidades nutritivas (Galicia *et al.*, 2008; Hernández, 2010; Fundación Produce Guerrero, 2012).

Los bajos rendimientos en la producción y las malas prácticas postcosecha durante la deshidratación, manejo y envasado del producto han ocasionado que, de acuerdo al SIAP (2012), el precio medio rural pagado a los productores guerrerenses sea el más bajo (\$13,700/ton), casi 50% menor al precio medio rural nacional.

Kader (1992) menciona que entre la cosecha y el almacén se producen pérdidas en cantidad y calidad de los productos hortícolas; en países desarrollados las pérdidas se estiman de un 5-25%, mientras que Azharul y Hawlader (2006) coinciden que en países en desarrollo las pérdidas postcosecha pueden ser hasta de un 40-50% dependiendo del tipo de producto, debido a una mala conservación, donde el proceso de deshidratación juega un papel importante (Waewsak *et al.*, 2006). La técnica de deshidratación probablemente es el método más antiguo e importante de conservación de alimentos (Baysal *et al.*, 2003).

La eliminación de humedad previene el crecimiento y reproducción de microorganismos que pueden provocar descomposición, además disminuye reacciones causantes de deterioro ocasionado por la humedad. Además se reduce considerablemente el peso y volumen, minimizando costos de embalaje, almacenamiento y transporte, lo que permite su almacenamiento a temperatura ambiente (Baysal *et al.*, 2003; Waewsak *et al.*, 2006).

La FAO (1993) afirma que las operaciones postcosecha, influyen considerablemente en la pérdida de productos frescos, que a su vez, afectan en forma determinante la comercialización del producto y el precio que por él se paga. En todas las pérdidas influyen las condiciones externas como temperatura y humedad relativa.

Los cálices de jamaica deshidratados al igual que otros alimentos son susceptibles del deterioro por microorganismos, principalmente hongos que pueden reducir su calidad en términos de

color, sabor o nutrición, además pueden esporular y producir micotoxinas que afectan la salud humana (Ilondu e Iloh, 2007; Adebayo-tayo y Samuel, 2009).

Las micotoxinas son metabolitos secundarios de hongos, cuya ingestión, inhalación o absorción cutánea reduce la actividad, hace enfermar o causa la muerte de animales y personas; las micotoxinas tienen cuatro tipos básicos de toxicidad: aguda, crónica, mutagénica y teratogénica (Pitt, 2000).

Los principales hongos productores de micotoxinas son del género *Aspergillus*, *Fusarium* y *Penicillium*, aunque el potencial para la producción de micotoxinas varía considerablemente entre especies del mismo género (Ciegler, 1978; Pitt, 2000; Frisvad *et al.*, 2006; Richard, 2007).

La FAO (2003) considera a una micotoxina “importante” si se ha demostrado su capacidad para tener efectos considerables sobre la salud de las personas y la productividad de los animales en diversos países. El cuadro 1 muestra las micotoxinas consideradas de importancia mundial y sus hongos productores:

Cuadro 1. Micotoxinas de importancia mundial.

Micotoxinas producidas	Hongo productor	Productos afectados
Aflatoxinas B ₁ , B ₂ , G ₁ , G ₂	<i>Aspergillus flavus</i> <i>Aspergillus parasiticus</i>	Afinidad especial con los cultivos de maíz cacahuate y semillas de algodón.
Ocratoxina A (OA)	<i>A. ochraceus</i>	Cereales almacenados, café, uvas y derivados.
	<i>A. carbonarius</i>	
	<i>A. niger</i>	
Fumonisina	<i>Penicillium verrucosum</i>	Principalmente maíz
	<i>Fusarium verticillioides</i> <i>F. proliferatum</i>	
Tricotecenos: Desoxivalenol (DON)	<i>Fusarium graminearum</i>	Cereales

Micotoxinas producidas	Hongo productor	Productos afectados
Navalenol	<i>F. culmorum</i>	
Toxina T-2	<i>F. sporotrichioides</i> <i>F. langsethiae</i>	
Zearalenona	<i>Fusarium graminearum</i> <i>F. culmorum</i>	Cereales
Patulina	<i>P. expansum</i>	Manzanas, peras y sus derivados

Fuente: FAO (2003); Calvo (2004); Frisvad *et al.* (2006); Richard (2007).

Las condiciones que afectan la producción de toxinas incluyen el aislamiento fúngico, susceptibilidad genética y composición del hospedero, humedad, temperatura, aireación, población microbiana y factores de estrés (Ciegler, 1978), la mayoría de los productos agrícolas pueden ser susceptibles de contaminación casi en cualquier momento, desde su producción en el campo, durante la cosecha, en el transporte y en el almacenamiento (FAO, 2003).

Durante la cosecha, los cálices de jamaica contienen un alto contenido de humedad (cerca del 80%), lo cual favorece el crecimiento de hongos que le pueden causar daño. El deshidratado de los cálices debe reducir su contenido de humedad al 10-12% para asegurar su almacenamiento y evitar el riesgo de enmohecimiento (Augustburger *et al.*, 2000; FAO, 2004; McClintock y El Tahir, 2004).

La Norma Mexicana NMX-FF-115-SCFI-2010 emitida por la Secretaria de Economía, determina que los cálices de jamaica deben ser comercializados con una humedad máxima del 10-12%, además el producto debe tener un máximo de 10 UFC/g de mohos y levaduras.

Existe escasez de información sobre la micoflora asociada a los cálices de jamaica, su importancia en el daño directo y la posible formación de micotoxinas. Algunos autores que han abordado el tema son Owusu y Odamtten (1999), Ojokoh *et al.* (2002), Omemu *et al.* (2006), Doughari *et al.* (2007) Ilondu e Iloh (2007) y Adebayo-tayo y Samuel (2009). Dado que en

nuestro país no se ha encontrado información documentada sobre los microorganismos asociados a los cálices de jamaica durante su almacenamiento, que además de otros factores podrían contribuir a su deterioro, el objetivo de esta investigación fue identificar la calidad fitosanitaria de los cálices deshidratados y comercializados de jamaica cultivados en la principal región productora a nivel nacional.

1.1. Objetivos

Identificar los hongos asociados a los cálices de jamaica deshidratados y almacenados, así como su incidencia.

Identificar las condiciones de almacenamiento que afectan la calidad fitosanitaria de los cálices de jamaica deshidratados y almacenados.

II. MATERIALES Y MÉTODOS

2.1. Colecta de muestras

Se obtuvieron cálices de jamaica deshidratados de 16 localidades, distribuidas en los municipios de Ayutla, Tecoaapa y San Marcos en el estado de Guerrero, dos localidades coincidieron con un almacén ubicado en Ayutla de los Libres y el otro en Las Mesas municipio de San Marcos.

Se colectaron 78 muestras distribuidas en seis localidades de Ayutla, dos de San Marcos y ocho de Tecoaapa. La distribución de las muestras colectadas se observa en el cuadro 2:

Cuadro 2. Distribución del número de muestras y grado de calidad obtenidas por sitio de muestreo.

Sitio de muestreo Localidad/ Municipio	Número total de muestras	Variedad					
		Criolla			Tempranera		China
		Ext ¹	Sup	Com	Sup	Com	Reina
Ayutla, Ayutla	37	8	10	13		1	5
Colotepec, Ayutla	2			2			
Concordia, Ayutla	1			1			
Pozolapa, Ayutla	1			1			
San Antonio Abad, Ayutla	1			1			
Zapote, Ayutla	1			1			
El Limón, San Marcos	2	1	1				
Las Mesas, San Marcos	18	4	7	7			
Buenvista, Tecoaapa	1			1			
Cruz Quemada, Tecoapa	4				1	3	
El Aserradero, Tecoapa	1					1	

Sitio de muestreo Localidad/ Municipio	Número total de muestras	Variedad					
		Criolla		Tempranera		China	
		Ext ¹	Sup	Com	Sup	Com	Reina
San José La Hacienda, Tecoanapa	1	1					
Santa Rosa, Tecoanapa	4			4			
Saucitos, Tecoanapa	2			2			
Tecoanapa, Tecoanapa	1			1			
Xalpatlahuac, Tecoanapa	1		1				
Total	78	14	19	34	1	5	5

¹ **Ext**=Extra; **Sup**= Suprema; **Com**= Comercial

Los muestreos se realizaron considerando la época de cosecha y principalmente la época de almacenamiento y comercialización del producto, las tres fechas programadas fueron: diciembre de 2012, febrero y mayo de 2013.

Con base en un muestreo aleatorio al azar (Steel *et al.*, 1997), en cada almacén (particular o comercial) se tomaron 3 muestras de 30 g cada una, por cada cúmulo de producto a granel existente, independientemente de la variedad y grado de calidad, se consideró un punto de muestreo la punta, la parte media y la base de cada cúmulo. Las muestras se colocaron en bolsas de plástico con cierre hermético y se trasladaron en una hielera al laboratorio de Fitopatología del Colegio de Postgraduados donde fueron procesadas y analizadas.

Es importante mencionar que aun cuando la norma NMX-FF-115-SCFI-2010 clasifica un solo grado de calidad designado como *Flor (cáliz) deshidratada de jamaica*, durante los muestreos se identificaron tres grados de calidad en variedades de jamaica nacionales (criolla y tempranera), de menor a mayor se tiene: Comercial, Suprema y Extra. Dicha clasificación fue establecida por

los acopiadores y está en función de la apariencia visual del producto, y por tanto, su valor económico varía en el mercado.

2.2. Determinación de humedad de cálices

Se determinó por triplicado la humedad de los cálices de acuerdo al método 14.004 del AOAC (1984) que consiste en pesar 2 ± 0.01 g de muestra, colocarlas en charolas de aluminio y meterlas a estufa de secado por 1 hora a 100 ± 2 °C, dejarlas enfriar por 30 min en desecador y volver a pesar, por diferencia de peso se calculó el porcentaje de humedad de cada muestra, usando la siguiente fórmula:

$$\% \text{ de humedad} = \frac{(\text{peso de charola} + \text{peso de muestra}) - \text{peso final}}{\text{peso de la muestra}} \times 100$$

2.3. Determinación de incidencia de cálices enfermos

Al evaluar enfermedades, uno de los parámetros de interés se centra en medir la incidencia, es decir, el número o proporción de individuos enfermos (plantas, hojas, tallos, frutos) que muestren cualquier tipo de síntoma, respecto al total analizado; es la medida más utilizada en estudios fitopatológicos para determinar la diseminación de una enfermedad en un campo de cultivo, región o país (Agrios, 2005).

La figura 1 muestra la apariencia visual de los cálices que se consideraron enfermos, los cuales presentaron síntomas de manchas en cáliz o tizón en las puntas de los mismos.



Figura 1. A. cálices deshidratados sanos (no enfermos), B. cálices deshidratados con síntomas de manchado o tizón (enfermos).

La incidencia se determinó de manera nominal (sano o enfermo), sin considerar la severidad de la enfermedad, por tanto un cáliz calidad Extra podría considerarse enfermo al igual que un cáliz calidad Comercial.

De esta manera se contó el número total de cálices contenidos en cada muestra, se identificaron y contabilizaron los cálices enfermos. Posteriormente se determinó la incidencia para cada muestra, usando la fórmula propuesta por Campbell y Madden (1990):

$$\% \text{ de incidencia} = \frac{\text{número de cálices enfermos}}{\text{número de cálices totales}} \times 100$$

2.4. Aislamiento y purificación de colonias

Para determinar la micoflora asociada a cálices deshidratados de jamaica, inicialmente se tomaron 5 cálices al azar de cada muestra y se cortaron en trozos de 1 cm² aproximadamente, se desinfectaron con hipoclorito de sodio al 1% por 1.5 a 2 minutos y se enjuagaron 3 veces con agua destilada estéril, se secaron con papel absorbente estéril y posteriormente se sembraron de la siguiente forma:

Cámara húmeda. Con unas pinzas de disección desinfectadas, se colocaron 5 trozos de cálices de 1 cm² en cámara húmeda (caja petri con papel absorbente y agua destilada estériles) y se dejaron en condiciones de luz-oscuridad natural hasta el desarrollo de estructuras (Agrios, 2005).

Siembra en PDA. Con una aguja de disección desinfectada se tomaron 4 trozos de cálices de 1 cm² aproximadamente y se transfirieron a cajas petri conteniendo medio de cultivo papa-dextrosa-agar marca PDA Bioxon ®. Las cajas se incubaron en estufa 25-26 °C por 10 días o hasta el desarrollo de estructuras.

Purificación. Las colonias se aislaron y se purificaron con la técnica de punta de hifa y siembra monoconidial, diluyendo esporas en agua destilada estéril y siembra en medio de cultivo agar-agar. Una vez germinados los conidios se transfirieron a medio de cultivo PDA (Crous *et al.*, 2009). Los aislamientos purificados se conservaron en aceite mineral esterilizado en tubos de ensaye a temperatura ambiente (temperatura media anual 16.4 °C; SMN, 2014).

2.5. Caracterización molecular

Para la identificación molecular se realizó la extracción de DNA del micelio de las colonias crecidas en PDA siguiendo el método AP (Sambrook y Russell, 2001).

Posteriormente en un Termociclador Techne®, modelo TC-512, se realizó el análisis de PCR para amplificar las regiones internas en los genes ribosomales (rDNA) localizados entre las subunidades 18S-5.8S-28S. Se emplearon los iniciadores universales ITS 4 (TCCTCCGCTTATTGATATG) e ITS 5 (GGAAGTAAAAGTCGTAACAAGG) sintetizados en el Instituto de Biotecnología de la UNAM. Cada mezcla de reacción contuvo 2.5 µL de amortiguador de reacción 10X, 1.25 µL de MgCl₂, 0.5 µL de dNTP's (Promega®), 1.0 µL de ITS 4, 1.0 µL de ITS 5, 0.5 de Taq DNAPolimerasa (Promega 5 µ/µL), 2.0 µL de DNA y 16.25 µL de agua inyectable para tener un volumen final de 25 µL (Innis *et al.*, 1990; Crous *et al.*, 2009). El programa de amplificación fue: temperatura de desnaturalización inicial de 95 °C por 5 minutos, seguido por 30 ciclos a 95 °C por 45 segundos para la desnaturalización, 57 °C por 45 segundos para la hibridación y 72 °C por 1 minuto para la extensión y un último ciclo de 72 °C por 5 minutos para la extensión final y una temperatura final de refrigeración de 10 °C (Innis *et al.*, 1990; Crous *et al.*, 2009).

La calidad de los productos de extracción de DNA y amplificación de PCR se verificó con una electroforesis en gel de agarosa (Agarose LE Axygen®) al 1%. Para los productos de PCR se utilizó un marcador de peso molecular de 100 pb (DNA Ladder Promega®). La electroforesis se realizó en un First Light Illuminator UV a 90 V por 30 minutos (Innis *et al.*, 1990; Crous *et al.*, 2009).

Una vez observado el producto de amplificación esperado, se envió para su secuenciación a Macrogen Inc. (Seúl, Corea). Las secuencias obtenidas fueron analizadas y corregidas manualmente en el programa Gene Runner 5.0.33 Beta y finalmente se compararon con las secuencias reportadas en la base de datos del GenBank (National Center for Biotechnology Information, NCBI) para su identificación.

2.6. Caracterización morfológica

La tipificación de los géneros se realizó con conidios de holotipo de material vegetal, en montajes permanentes de estructuras morfológicas en glicerina al 50% y acidificada con HCl 12 N. Las características morfológicas macroscópicas como color, tamaño y textura de la colonia se observaron al estereoscopio Zeiss. Con base en 100 mediciones (Crous *et al.*, 2009) de estructuras vegetativas y reproductivas de los cultivos, las características microscópicas (de acuerdo al Sistema Saccardo que se basa en la forma, septación, color y tamaño de estructuras reproductivas) se observaron al microscopio compuesto Nikon Eclipse Ci con una cámara de la serie microscopio AmScope MU 1000. Se empleó el software Image Tool versión 3.00 que realiza la función de una regla de medición, proporcionando de manera rápida y sencilla mediciones en micras (μm) (Esparza, 2009).

La identificación se realizó con base en las claves taxonómicas de Ellis (1971), Sutton (1980), Hanlin (1997), Barnett y Hunter (1998) y Leslie y Summerell (2006).

2.7. Evaluación de condiciones ambientales de almacenamiento

Durante los meses de diciembre de 2012 a mayo de 2013, se registraron cada cuatro horas datos de temperatura, luminosidad y humedad relativa de cada uno de los dos almacenes comerciales donde se colectaron las muestras, con la ayuda de un Hobo Data Loggers U12.

Se integró una base de datos climatológicos diarios y se revisó la información con el objetivo de identificar que los datos estuvieran completos; una vez revisada la calidad y coherencia de la información se estimaron los promedios mensuales.

2.8. Análisis estadístico

Con los datos obtenidos de todas las variables bajo estudio se realizaron análisis de varianza (Steel *et al*, 1997; Montgomery, 2004) con el software The SAS System versión 9, y se realizó una comparación de medias mediante el método de Diferencia Mínima Significativa (LSD) con un nivel de significancia del 5%.

Se realizó un análisis de correlación (Steel *et al*, 1997) entre las variables temperatura, humedad relativa, luminosidad, humedad de cálices, incidencia de cálices enfermos, número de géneros aislados y su frecuencia con los datos observados de ambos almacenes.

III. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

El 85% de las muestras colectadas fueron de la variedad criolla en sus tres grados de calidad, seguido de la tempranera con dos grados de calidad y la variedad china con un solo grado de calidad. La calidad Comercial presentó cálices rotos, color rojo oscuro y un manchado o presencia de tizón en las puntas, la calidad Extra fueron cálices enteros, de color rojo intenso y limpios visualmente; la calidad Suprema, es un grado intermedio (figura 2).



Figura 2. Calidad de cálices de jamaica nacional colectados en la región de Costa Chica, Guerrero A) Comercial B) Suprema C) Extra.

También se identificó la comercialización de la variedad china o reina, que a diferencia de las variedades nacionales, los cálices son más grandes de color rojo oscuro a casi negro, de apariencia más gruesa, pero de menor calidad en términos de sabor (figura 3).



Figura 3. Calidad de cálices de jamaica variedad china colectada en el almacén de Ayutla.

Cuadro 3. Número de muestras colectadas por visita en las 16 localidades muestreadas.

Localidad/ Fecha de muestreo	Dic 2012	Feb 2013	May 2013	Total
Ayutla, Ayutla	12	16	9	37
Colotepec, Ayutla		2		2
Concordia, Ayutla		1		1
Pozolapa, Ayutla	1			1
San Antonio Abad, Ayutla	1			1
Zapote, Ayutla	1			1
El Limón, San Marcos	2			2
Las Mesas, San Marcos	6	5	7	18
Buenavista, Tecoaapa	1			1
Cruz Quemada, Tecoaapa	4			4
El Aserradero, Tecoaapa	1			1
San José La Hacienda, Tecoanapa	1			1
Santa Rosa, Tecoaapa	4			4
Saucitos, Tecoaapa	2			2
Tecoanapa, Tecoaapa	1			1
Xalpatlahuac, Tecoaapa	1			1
Total	38	24	16	78

El cuadro 3 indica la distribución de las muestras colectadas durante los tres muestreos, es importante mencionar que en el mes de diciembre de 2012 se obtuvo un mayor número de muestras debido a que la visita coincidió con la temporada de cosecha y por tanto se encontró producto en almacenes particulares, en los meses de febrero y mayo de 2013 la producción se

concentró en los centros de acopio establecidos en Ayutla y Las Mesas, lugares donde se evaluaron las condiciones de almacenamiento.

La deshidratación de los cálices de jamaica se realiza a temperatura ambiente, durante tres días de asoleo, los cálices se voltean todos los días hasta perder aproximadamente un 85-90% de su peso. Los productores extienden los cálices sobre banquetas, pisos, azoteas, colocando un plástico sobre el piso, o bien, directamente sobre la tierra, lo que puede demeritar la calidad del producto (Hernández, 2010), ya que en este proceso se contamina con la tierra o cualquier otra impureza. Después de esta práctica se almacena a granel en sacos o arpillas de polipropileno de 10-12 kg, por periodos de hasta dos meses en sus hogares, la comercialización se realiza, ya sea directamente al consumidor o a través de acopiadores y/o intermediarios (Fundación Produce Guerrero, 2012).

Del total de muestras colectadas, solo se identificó el método usado para la deshidratación del 21.8% de las muestras, que corresponde a los cálices colectados en los almacenes particulares; en el 78.2% de las muestras se desconoce la forma de secado (figura 4), ya que las muestras se colectaron en las bodegas de acopio de Ayutla y Las Mesas, donde no se cuenta con los registros necesarios que permitan el rastreo del producto.

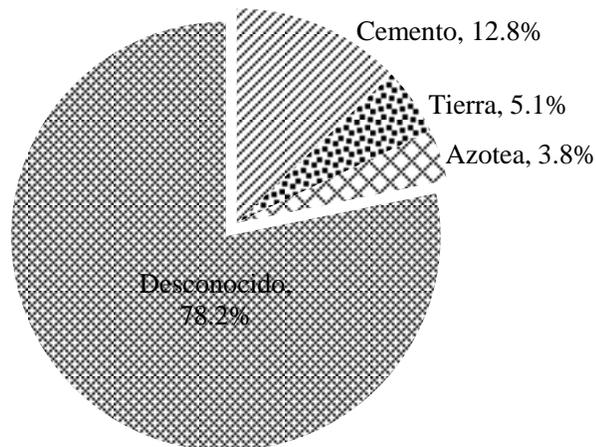


Figura 4. Clasificación de la forma de deshidratación de cálices de jamaica; el método Desconocido corresponde a las muestras colectadas en los almacenes.

Cuando la jamaica llega al almacén se clasifica de acuerdo a su grado de calidad determinada visualmente y se acumula a granel, o bien, se envasa en sacos de polipropileno para desplazarlo a las centrales de abastos de la ciudad de México y Guadalajara.

En la mayoría de las zonas productoras de África, los cálices de jamaica se deshidratan al aire sobre tierra o plástico, pero el secado al sol, sin una ventilación adecuada reduce fuertemente su calidad y por tanto su valor económico (McClintock y El Tahir, 2004).

3.1. Determinación de humedad de cálices comercializados

Los cálices de jamaica se marchitan rápidamente y perderían su valor económico al transportarse frescos a grandes distancias, por ello es necesario deshidratarlos para conservarlos en almacenamiento a temperatura ambiente por periodos más largos (Boo, 2009). Samsudin *et al.* (2000) reportaron que los cálices frescos de jamaica sólo se pueden mantener durante 2 a 3 días a temperatura ambiente.

Aunque no exista una norma oficial a nivel internacional que regule la calidad en los cálices de jamaica, los importadores exigen una serie de requerimientos para garantizar en lo posible la sanidad, inocuidad y calidad en los productos (Galicía *et al.*, 2008).

McClintock y El Tahir (2004) mencionan que los cálices de jamaica que se exportan a Estados Unidos y Alemania deben cumplir parámetros estrictos en cuanto a acidez, residuos, contaminantes y un contenido de humedad no mayor a 12%. Asimismo, Augustburger *et al.* (2000) y la FAO (2004) mencionan en los lineamientos y especificaciones requeridos para la exportación de cálices deshidratados de jamaica una humedad máxima del 12%.

En esta investigación se encontró que el 82.1% de las muestras colectadas se almacenaron con un porcentaje de humedad mayor al 12%, identificando valores hasta del 24.89%, éstos niveles de humedad pueden favorecer el desarrollo de hongos en el producto durante su almacenamiento (Baysal *et al.*, 2003; Waewsak *et al.*, 2006); además Gradinaru *et al.* (2003) y Galicía *et al.* (2008) mencionan que puede repercutir en la estabilidad del color de los cálices, ya que es afectado por la sorción de agua que incrementa las velocidades de reacción de degradación de antocianinas. Solo el 15.4% de las muestras analizadas se encontraron dentro de rango permitido por la NMX-FF-115-SCFI-2010 y el 2.6% tuvo una humedad menor a 10%.

La humedad media de todas muestras fue de 14.55%. Se determinó una diferencia significativa en el contenido de humedad de los cálices colectados en el mes de mayo de 2013 (16.5%) comparado con la humedad (13.71%) de los cálices colectados en diciembre de 2012

(DMS=1.9744). La figura 5 muestra la humedad determinada para las 78 muestras procesadas y su ubicación respecto a los límites que establece la NMX-FF-115-SCFI-2010:

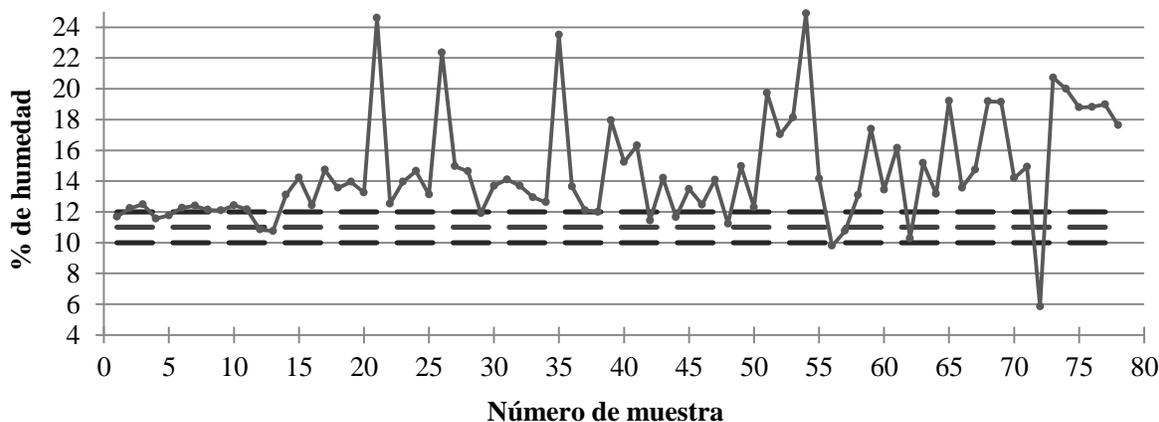


Figura 5. Humedad de cálices de jamaica almacenados; la secuencia de las muestras corresponde al orden de colecta. Las líneas punteadas corresponden a los valores, mínimo, medio y superior establecidos por la NMX-FF-115-SCFI-2010.

En la figura 6 se muestra que no existió diferencia entre el contenido de humedad promedio de cálices al compararlos entre localidades muestreadas, esto se atribuye al número de muestras colectadas en cada localidad.

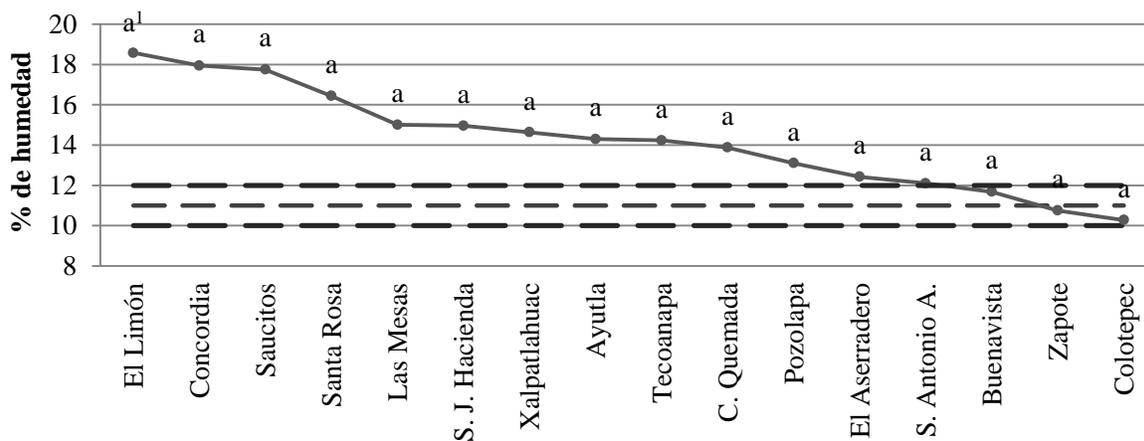


Figura 6. Humedad de cálices de jamaica comparada por localidad. Las líneas punteadas corresponden a los valores, mínimo, medio y superior establecidos por la NMX-FF-115-SCFI-2010.
¹Medias con la misma letra no son significativamente diferentes ($\alpha=0.05$); DMS=8.3259.

Arbex *et al.* (2004) señalan que si la jamaica se cosecha después de su punto óptimo, inicia la senescencia de los cálices, lo que puede favorecer la aparición de hongos, causando pérdidas en la calidad del producto que van desde un 20 hasta un 40 %. Por otro lado, Martínez (2010)

reportó en campo, en la zona de mayor producción de jamaica en el estado de Guerrero, una enfermedad caracterizada por la presencia de manchas en la superficie de los cálices, asociada a *Coniella musaiaensis* var. *hibisci*, *Phomopsis* sp., *Corynespora cassiicola* y *Lasiodiplodia theobromae*.

Samsudin *et al.* (2000) recomiendan que para obtener una buena calidad, antes de deshidratar, los cálices de jamaica deben lavarse para eliminar restos de arena o tierra, de esta forma, los cálices deshidratados reducen problemas de manipulación y procesamiento, además son ligeros y no perecederos a la exposición al medio ambiente; sin embargo, lo anterior puede resultar incierto si desde la recepción en los centros de acopio, el producto llega con un mal estado fitosanitario. Por otro lado, en la zona de estudio no se realiza la práctica de lavado y Hernández (2010) menciona que el proceso de deshidratado se considera un punto crítico de contaminación física y microbiológica, ya que tradicionalmente la jamaica se seca en el suelo o en superficies con cemento, pero sin ninguna protección para evitar el acceso de animales.

El tratamiento poco sensible de la jamaica durante su deshidratado puede provocar daños al tejido de los cálices que favorezcan su deterioro; Kader (1992) menciona que uno de los síntomas más comunes y obvios del deterioro de productos de origen agrícola es el que resulta de la actividad de las bacterias y hongos y el ataque de estos organismos ocurre después del daño mecánico, físico o un desorden fisiológico del fruto, además el estrés como las quemaduras de sol, disminuye la resistencia de las frutas y hortalizas a los patógenos.

3.2. Incidencia de cálices enfermos

Este parámetro se determinó de manera nominal (sano o enfermo), lo anterior es poco confiable al momento de determinar la calidad del producto final, ya que el acopiador solo se basa en la apariencia visual y el criterio de selección varía entre acopiadores.

La incidencia de cálices enfermos promedio fue del 54.78%; al comparar la incidencia entre localidades muestreadas, no se encontró diferencia significativa entre 14 localidades; sin embargo, si se observó una diferencia entre las localidades de Concordia, San Antonio Abad y El Aserradero comparadas con San José La Hacienda y Xalpatlahuac (figura 7).

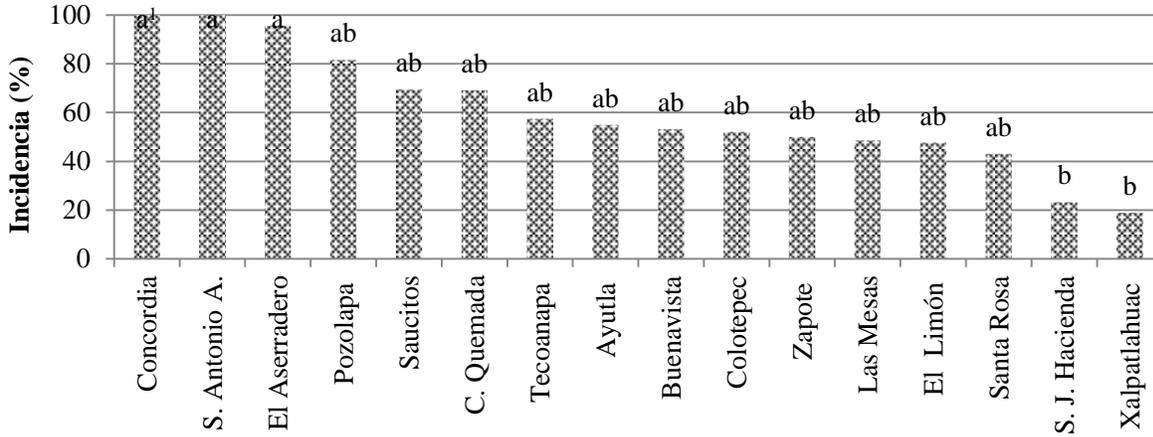


Figura 7. Incidencia de cálices enfermos por localidad. ¹ Medias con la misma letra no son significativamente diferentes ($\alpha=0.05$); DMS=0.6467.

Esta diferencia se relaciona con el número de muestras colectadas, ya que en las localidades de Ayutla y Las Mesas se tiene un número total de muestras de 37 y 18, respectivamente, caso contrario, la Concordia, San Antonio Abad y El Aserradero solo se colectó una muestras cuya incidencia fue del 100% en cada una, o bien, San José la Hacienda y Xalpatlahuac con una sola muestra y una incidencia de 23.3 y 19%, respectivamente.

Al comparar la incidencia de cálices enfermos entre fecha de muestreo se determinó una diferencia (DMS=0.1558) entre el mes de mayo (71.11%) al compararlo con los meses de diciembre de 2012 (49.47%) y febrero de 2013 (52.32%). Lo anterior se relacionó, además de la calidad comercial del producto, con las prácticas de traspaleo y humidificación de cálices que se realiza en los centros de acopio.

3.3. Aislamientos y caracterización molecular

Con base en caracterización morfológica se aislaron 19 géneros de hongos asociados con los cálices de jamaica deshidratados y almacenados en las diferentes localidades muestreadas, la frecuencia acumulada de cada género y su comparación de medias se muestra en la figura 8.

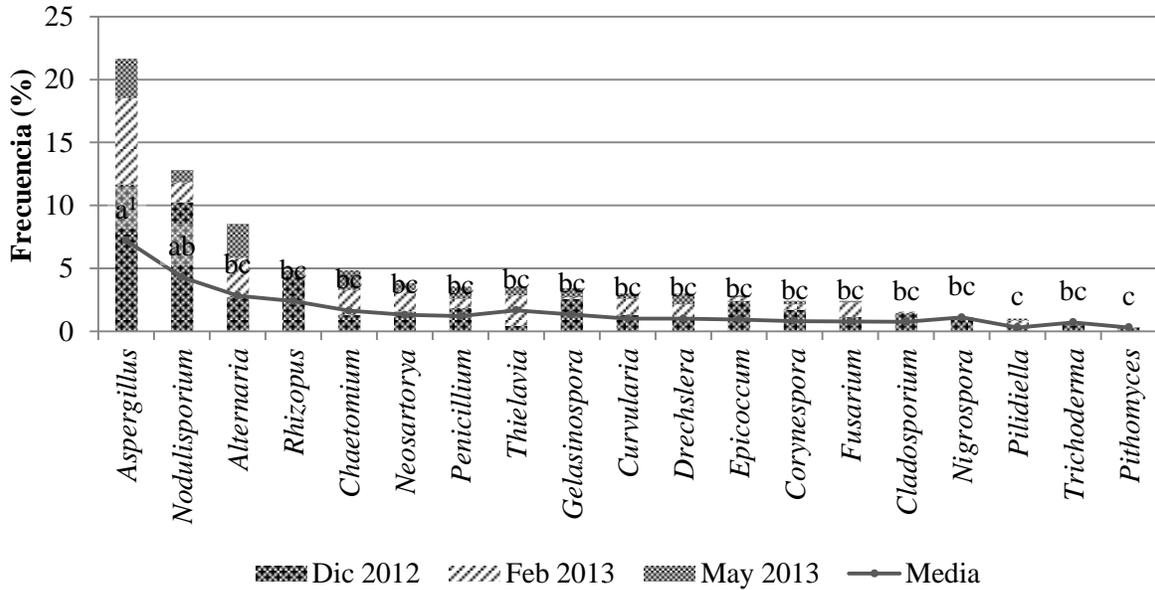


Figura 8. Frecuencia acumulada y media de géneros aislados en cálices deshidratados y almacenados de jamaica en las 16 localidades muestreadas. ¹ Medias con la misma letra dentro de la línea no son significativamente diferentes ($\alpha=0.05$); DMS=3.7959.

Al comparar el número de géneros y su frecuencia entre localidades, no se encontró diferencia significativa, la figura 9 indica las medias determinadas para cada variable.

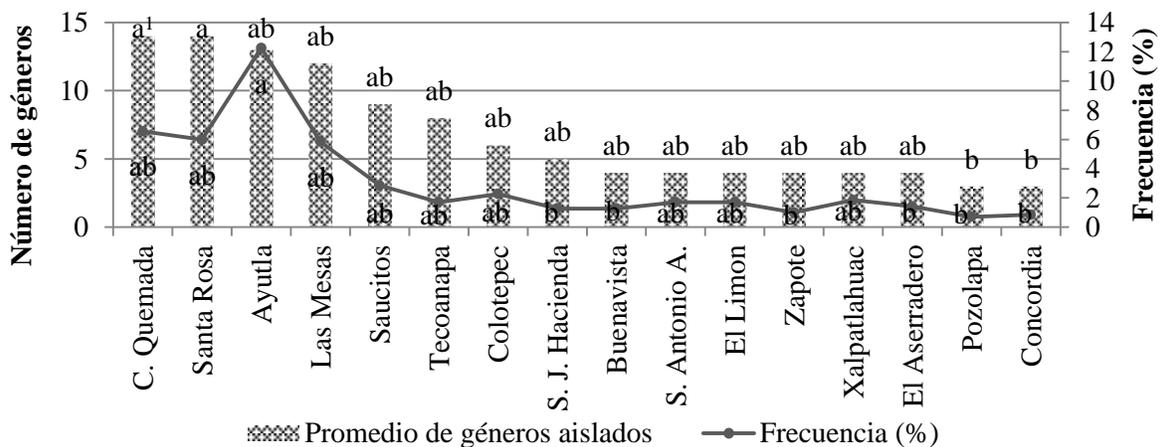


Figura 9. Número promedio de géneros aislados y su frecuencia, comparados entre localidades. ¹ Medias con la misma letra dentro de la línea y dentro de barras, no son significativamente diferentes ($\alpha=0.05$); DMS núm géneros= 10.409, DMS frecuencia=10.679.

Crous *et al.* (2009) mencionan que los géneros más comunes que se pueden encontrar dispersos en el aire son *Alternaria*, *Aureobasidium*, *Aspergillus*, *Cladosporium*, *Eurotium*, *Fusarium*, *Mucor*, *Penicillium*, *Phoma*, *Rhizopus*, *Scopulariopsis*, *Stachybotrys*, *Ulocladium* y *Wallemia*;

por otro lado, en un estudio realizado por Essien *et al.* (2013) aislaron esporas de *Curvularia*, *Drechslera*, *Nigrospora*, *Pithomyces* y *Stemphylium* de la atmosfera, lo que respalda la gran dispersión en el aire de algunos organismos encontrados en este estudio.

La identidad de los hongos observados en esta investigación fue confirmada por análisis secuencial del espaciador transcrito interno (ITS) de los genes ribosomales (rDNA) localizados entre la subunidad pequeña 18S-5.8S y la subunidad larga 5.8S-28S.

La secuenciación de los amplicones permitió la identificación de los organismos bajo estudio, mediante un BLAST que arrojó $\geq 97\%$ de similitud con estudios realizados por otros autores y reportados en el GenBank, a excepción de *Neosartorya* que fue del 88%. Es importante mencionar que *Rhizopus*, *Penicillium*, *Nigrospora* y *Trichoderma* solo se identificaron a nivel género en base a sus características culturales y morfológicas. El cuadro 4 muestra el porcentaje de identidad de 15 géneros aislados de cálices de jamaica deshidratados y almacenados:

Cuadro 4. Ubicación en el GenBank de 15 géneros de hongos obtenidos.

Código de muestra	Id. Molecular	pb	Comparación de la secuencia con el GenBank	
			Identidad	Acceso
R13	<i>Aspergillus japonicus</i>	552	98%	KJ192202.1
R9	<i>Nodulisporium sp.</i>	515	99%	JN635501.1
r4	<i>Alternaria alternata</i>	574	99%	KJ739872.1
R11	<i>Neosartorya spinosa</i>	660	88%	EF669965.1
N2	<i>Thielavia terricola</i>	567	99%	GU966509.1
R8	<i>Gelasinospora brevispora</i>	585	99%	AY681196.1
N1	<i>Chaetomium cupreum</i>	414	99%	KF668034.1
R12	<i>Chaetomium globosum</i>	519	98%	KJ528988.1
R3	<i>Curvularia trifolii</i>	564	99%	KJ188716.1
R2	<i>Curvularia australiensis</i>	568	97%	KJ475805.1

Código de muestra	Id. Molecular	pb	Comparación de la secuencia con el GenBank	
			Identidad	Acceso
R6	<i>Epicoccum nigrum</i>	540	99%	FJ424261.1
r8	<i>Fusarium equiseti</i> (<i>Gibberella intricans</i>)	540	99%	HM008677.1
r5	<i>Fusarium proliferatum</i> (<i>Gibberella intermedia</i>)	541	99%	KJ439101.1
r1	<i>Cladosporium cladosporioides</i>	552	99%	KF938436.1
r2	<i>Corynespora cassiicola</i>	551	99%	KJ747095.1
R1	<i>Pilidiella diplodiella</i>	562	98%	EU301051.1
R10	<i>Leptosphaerulina chartarum</i>	570	99%	KF290956.1

Owusu y Odamtten (1999) evaluaron la micoflora de té de hierbas ghanés, compuesto de hojas secas de *Cinnamon*, *Hibiscus* y *Citronella*, donde se aislaron 16 especies de hongos en *Hibiscus* pertenecientes a los géneros *Aspergillus*, *Cladosporium*, *Eurotium*, *Manoascus*, *Paecilomyces*, *Penicillium*, *Septodoichium*, *Rhizopus* y *Syncephalastrum*. Las especies más frecuentes fueron *Aspergillus* (*A. candidus*, *A. fumigatus*, *A. ochraceus*, *A. rubrum*, *A. terreus*, *A. wentii*), seguido de *Cladosporium* (*C. herbario*, *C. cladosporioides*, *C. macrocarpon*). También determinaron muestras infectadas en campo con *A. candidus*, *A. fumigatus*, *A. ochraceus*, *C. cladosporioides*, *C. herbario*, *P. digitatum*, *Syncephalastrum spp.* con capacidad para infectar muestras de hojas secas en el almacén.

Omemu *et al.* (2006) aislaron *Saccharomyces cerevisiae*, *Candida krusei*, *Rhizopus oligosporum*, *Mucor spp.*, *A. flavus* y *Penicillium citrinum* con una cuenta total de 3.2×10^4 ufc/ml de hongos en cálices deshidratados de jamaica. Otros autores han aislado *A. niger*, *A. fumigatus*, *A. flavus* y *Trichoderma sp.*, *R. stolonifer*, *P. citrinum*, *Saccharomyces cerevisiae* y *Geotrichum* en bebidas

a base de cálices de jamaica (Ojokoh *et al.*, 2002; Doughari y Elmahmood, 2007; Nwafor y Ikenebomeh, 2009). Por otro lado, Nwaukwu y Ataga (2012) aislaron *A. niger*, *A. flavus*, *F. oxysporum*, *Penicillium chrysogenum* y *P. requeforti* en semillas de *H. sabdariffa* obtenidas de diferentes tiendas comerciales y que afectan al producto con pudrición, manchas foliares, necrosis, clorosis, marchitamiento y muerte de las plantas.

3.4. Caracterización morfológica

Las características morfológicas que se observaron para la descripción de cada género identificado en este estudio se indican enseguida:

3.4.1. *Aspergillus P. Micheli ex Haller*

La colonia es de color negro, de textura aterciopelada, el reverso de la colonia es de color pajizo a negro, con micelio semi inmerso, hialino. Los conidióforos se observan verticales con presencia de célula pie basal, pared lisa y ligeramente pigmentada, miden (176.9-) 629 (-1092.1) X (8.2-) 11.8 (-15.7) μm y terminan en una vesícula (figura 10).

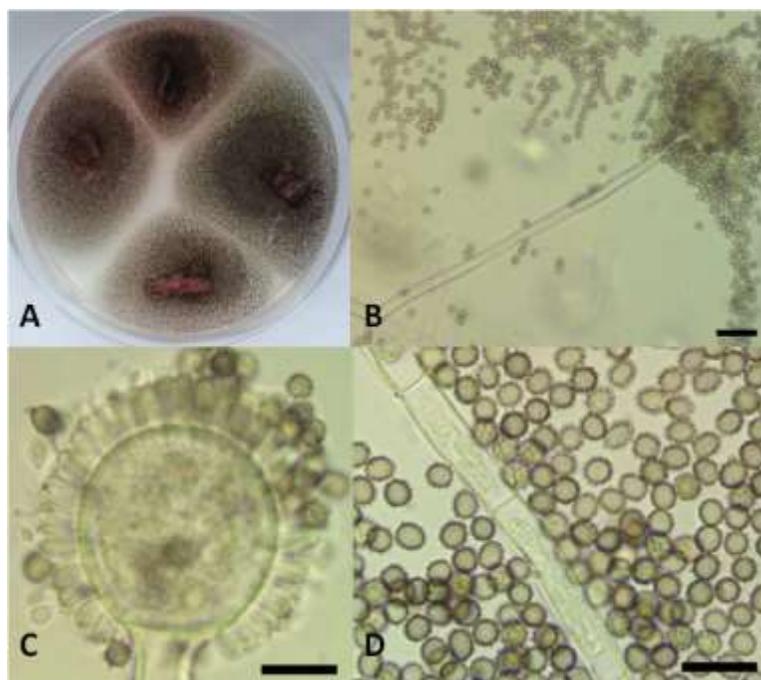


Figura 10. *Aspergillus japonicus* A. colonia sobre tejido de jamaica en PDA, B. conidióforo, C. fiálides en vesícula con arreglo uniseriado, D. conidios y micelio septado. Escala de barra: B=20 μm , C-D=10 μm .

Las vesículas son ligeramente pigmentadas de color verde oliváceo a marrón, globosas o subglobosas de (28.5-) 47.8 (-66.9) X (24.5-) 47 (-67.6) μm ; las fiálides surgen directamente de la vesícula con arreglo uniseriado que la cubre totalmente, miden (4.1-) 5.9 (-8.1) X (2.1-) 3.3 (-4.8) μm . Los conidios son amerosporas color marrón, visiblemente equinulados, subglobosos a elipsoidales de (3.1-) 4.0 (-4.7) X (2.3-) 3.1 (-4.0) μm y se agrupan en cadenas.

Las características observadas coinciden con lo que reportan Barnett y Hunter (1998), Abarca (2000) y Crous *et al.* (2009) a nivel de género y con lo que reportan Raper y Fennell (1977), Musallam (1980), Samson *et al.* (2004), Noonim *et al.* (2008) para *Aspergillus japonicus* Saito. El hongo se ubica como una especie de *Aspergillus* sección *Nigri*, sección caracterizada por tener las especies más importantes productoras de ocratoxinas (OA), después de la sección *Circumdati* (Samson *et al.*, 2004, Frisvad *et al.*, 2004 y Lucchetta *et al.*, 2010).

Aunque no es considerado como fitopatógeno principal, *Aspergillus* spp. es responsable de pudriciones secundarias en diversas plantas y productos vegetales; este hongo puede contaminar productos agrícolas en diferentes etapas incluyendo precosecha, cosecha, procesamiento y manejo, ocasionando al producto dañado cambios de naturaleza sensorial, nutricional y cualitativos como color, pudrición y desarrollo de olores y sabores desagradables, sin embargo, la consecuencia más notable es la posible producción y acumulación de micotoxinas; es muy frecuente encontrar en productos agrícolas la presencia de aflatoxinas producidas por *A. flavus* y *A. parasiticus* y ocratoxinas producidas por *A. niger*, *A. ochraceus* y *A. carbonarius* (Perrone *et al.*, 2007).

Battilani *et al.* (2003) reportaron *A. japonicus* como productor de ocratoxina A (OA) en cultivo de uvas, sin embargo, lo anterior no fue corroborado en estudios realizados por Parenicová *et al.* (2001), Samson *et al.* (2004) y Perrone *et al.* (2007).

3.4.2. *Nodulisporium* Preus

La colonia inicialmente es de color blanco cremosa y crece gris del centro hacia la periferia conforme avanza su edad, finalmente se torna color verde oliváceo oscuro a marrón pálido, con márgenes irregulares, de apariencia aterciopelada, el reverso de la colonia es color marrón o gris oscuro. El micelio es aéreo, septado, con un diámetro de (1.6-) 2.4 (-3.4) μm , ligeramente

rugoso, subhialino a marrón pálido. Los conidióforos se observan erectos, flexibles, solitarios, septados, de color marrón, lisos o ligeramente rugosos y a menudo con gránulos oscuros dispersos, ramificados irregularmente, principalmente en el ápice, en general miden (40.7-) 67.6 (-107.1) X (1.6-) 2.9 (-3.7) μm . Las células conidiogénicas se observan solitarias o en grupo y surgen principalmente en la terminal de las ramificaciones, son cilíndricas-claviformes, en su mayoría miden (10.8-) 16.6 (-24.6) X (2.1-) 3.0 (-3.9) μm , con presencia de dentículos muy cortos y frágiles en el ápice, donde surgen los conidios por separado. Los conidios son amerosporas, subhialinos a discretamente pigmentados marrón pálido, lisos, elipsoidales y ovoides con la base aplanada que indica el punto de unión con la célula conidiogénica, miden (4.1-) 5.3 (-7.6) X (2.0-) 2.6 (-3.1) μm (figura 11).

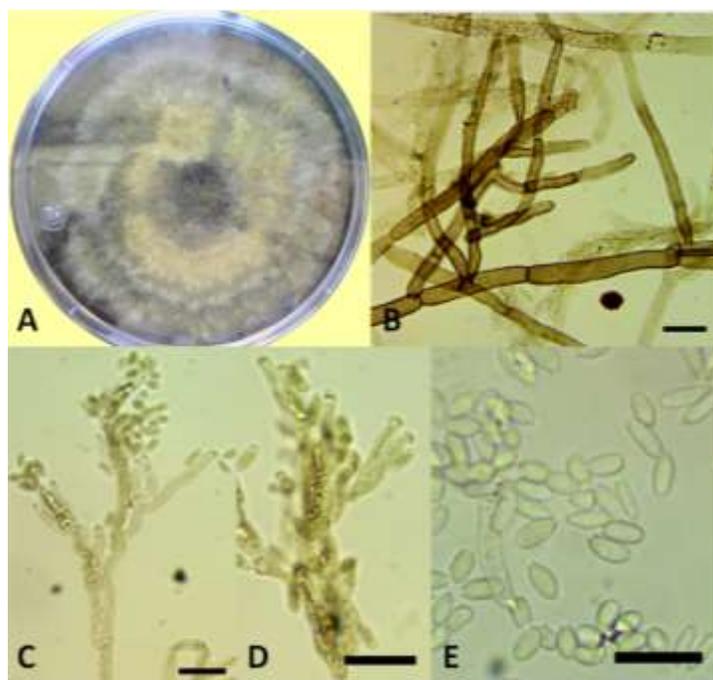


Figura 11. *Nodulisporium* sp. A. colonia en PDA, B. micelio, C. conidióforo, D. células conidiogénicas, E. amerosproas. Escala de barra: B-E=10 μm .

Samuels y Müller (1979), Cox *et al.* (1994), Barnett y Hunter (1998), Umabala *et al.* (2001) y Hassan *et al.* (2013) mencionan las mismas características morfológicas para el género *Nodulisporium*.

Se ha encontrado a este hongo como patógeno en melón causando pudrición de raíz (Sato *et al.*, 1995) y pudrición de madera en arboles de limón (Matheron *et al.*, 2006). Por otro lado, Rehman

et al. (2011) reportaron a *Nodulisporium* sp. como un hongo endófito, aislado de *Nothapodytes foetida*, con actividad antagónica *in vitro* contra *Alternaria alternata* y *Colletotrichum gloeosporioides*, además de mostrar una acción inhibitoria contra bacterias gram positivas patógenas en humanos. Myung *et al.* (2010) encontraron *in vitro* e *in vivo* un efecto inhibitorio y letal de los compuestos volátiles de *Nodulisporium* en una amplia gama de fitopatógenos y patógenos de almacén, incluyendo *Pythium ultimum*, *Rhizoctonia solani*, *Fusarium oxysporum*, *Phytophthora capsici*, *Sclerotinia sclerotiorum*, *Colletotrichum coccodes*, *Magnaporthe oryzae*, *Alternaria panax*, *Botrytis cinerea* y *Penicillium expansum*.

Cox *et al.* (1994) y Umabala *et al.* (2001) reportaron a *Nodulisporium* sp. como agente causal de sinusitis micótica alérgica, además de afectar el sistema nervioso central en humanos.

3.4.3. *Alternaria* Nees

La colonia se observa difusa de color verde olivo a marrón o negra, algunas veces gris, de textura aterciopelada con micelio aéreo, al estereoscopio se observa claramente la formación de cadenas. El micelio es de color marrón pálido septado de (2.1-) 3.2 (4.3) μm de diámetro, (figura 12).



Figura 12. *Alternaria alternata* A. colonia en PDA, B. conidióforo con cicatriz de desprendimiento de conidio, C. micelio, conidióforo y conidios, D. cadena de conidios. Escala de barra: B-D=10 μm .

Los conidióforos se observan de color marrón dorado, simples, diferenciados, rectos o flexibles, miden (19.1-) 30.1 (-49.2) X (1.9-) 3.3 (-4.5) μm , con presencia de 1-4 septos, que soportan cadenas acropetales. Los conidios se desprenden del ápice de la célula conidiogénica o del conidio previo, dejando un poro o cicatriz cuando esto sucede; los conidios son dictiosporas, ligeramente constreñidas en los 3-6 septos transversales y 0-1 longitudinales, phaeospora de color marrón dorado, ligeramente verrucosas, en su mayoría se observan obclavada u obpiroforme con un poro basal muy marcado, midieron (13.5-) 25.5 (-50.1) X (5.1-) 7.2 (-9.7) μm . Se observó la formación de cadenas de 3-10 conidios, con la casual presencia de ramificaciones secundarias y terciarias.

Las características observadas en esta investigación coinciden con lo reportado en trabajos previos de Ellis (1971), Andrew *et al.* (2009), Crous *et al.* (2009), Lezcano *et al.* (2009) y Fraire *et al.* (2010) para *A. alternata* (Fr.) Keissl.

Esta especie es reportada comúnmente como fitopatógena, puede producir micotoxinas en plantas infectadas y/o productos agrícolas, se encuentra dispersa en muchos cultivos, estaciones del año y regiones geográficas; contiene cepas patogénicas de hospederos específicos, así como formas oportunistas y saprofitas que causan el deterioro de productos recién cosechados (Logrieco *et al.*, 2009).

Las principales enfermedades asociadas a *A. alternata* son pudrición negra de olivo, manchas foliares y pudrición negra en frutos de cítricos, puntos negros en fresas, cancro del tallo del tomate, puntos negros de la pera japonesa, mancha marrón del tabaco, pudrición del florete de brócoli, puntos negros en granos de cereales, pudrición de la cabeza de girasol y pudrición negra en frutos de chile, está asociada con el oscurecimiento y manchado de granos de arroz; también se presenta como saprófito en la pudrición negra de zanahorias (Kohmoto *et al.*, 1993; Nenínger *et al.*, 2003; Ito *et al.*, 2004; Logrieco *et al.*, 2009; Fraire *et al.*, 2010). Es un patógeno postcosecha importante en arándano, frutos de tomate, y manzana (Bensch y Guerrero, 2001; Bhaskara, *et al.*, 2000; Félix y Gálvez, 2002).

3.4.4. *Rhizopus* Ehrenb.

La colonia es de rápido crecimiento, con presencia de micelio aéreo denso, algodonoso, inicialmente de color blanco y después de color marrón grisáceo oscuro debido a los esporangióforos de color marrón a negro, el reverso de la colonia se observa de color blanco. El micelio es cenocítico, con presencia de rizoides simples de color marrón pálido. Los esporangióforos miden hasta (918.6-) 1321.8 (-1932) x (11.4-) 16.8 (-23.5) μm , no ramificados, de color pardo oscuro, se observan solitarios o en grupos de 3-5, a partir de estolones y rizoides opuestos. Los esporangios son de color marrón a negro, globosos a subglobosos, miden (90.6-) 147.4 (-249.9) X (90.2) 141.9 (-226.6) μm de diámetro, la columela se observa continua, piriforme y fácilmente se puede colapsar. Las esporangiosporas son amerosporas, principalmente globosas a subglobosas o elipsoidales, ornamentadas con estrías continuas a lo largo de la superficie de la espora, miden (7.8-) 10.0 (-12.7) X (5.3-) 7.4 (-9.7) μm (figura 13).



Figura 13. *Rhizopus* sp. A. colonia en PDA, B. grupo de esporangióforos, C. esporangio, D. esporangiosporas, E. esporangióforo con rizoides. Escala de barra: B, E=100 μm , C=20 μm , D=10 μm .

La descripción anterior coincide con las características que reportan Schipper (1984), Pontón *et al.* (2002), Hernández *et al.* (2006), Crous *et al.* (2009) y Lezcano *et al.* (2009) para *Rhizopus* a nivel de género.

La distribución de *Rhizopus* es amplia en todo el mundo, principalmente en zonas calurosas, se puede aislar de suelo, compost, polvo, estiércol, madera, panales de abejas, nidos, plumas de aves, granos, frutos y semillas (Pontón *et al.*, 2002; Crous *et al.*, 2009).

Rhizopus es un hongo fitopatógeno débil en productos en postcosecha, versátil que puede crecer y desarrollarse en una amplia gama de temperaturas y humedades relativas, sobrevive de manera saprófita en el suelo y en residuos orgánicos, con el potencial de invadir tejidos vegetales. Es considerado uno de los principales fitopatógenos que provocan enfermedades postcosecha, es el agente causal de la pudrición blanda de frutas y hortalizas, ocasionando importantes pérdidas económicas (Velázquez *et al.*, 2008).

La exposición a concentraciones elevadas de esporangiosporas de *Rhizopus* puede causar alveolitis alérgica intrínseca (pulmón de serrador), alergias cutáneas y puede ser patógeno oportunista en personas inmunosuprimidas, además de causar micosis rinocerebrales en diabéticos (Pontón *et al.* 2002).

3.4.5. *Chaetomium* Kunze

La descripción del género coincide con la que realizaron Hanlin (1997), Rodríguez (2003) y Asgari y Zare (2011). En esta investigación se identificaron las especies *C. cupreum* L. M. Ames y *C. globosum* Kunze ex Fr. en cálices de jamaica deshidratados y almacenados:

***C. cupreum*.** La colonia se observa de color blanco con micelio aéreo hialino a subhialino, produce exudados y pigmentos difusibles en el medio color rojo; el reverso de la colonia es de color cremoso a ligeramente roja. Se observa la presencia de peritecios ostiolados de cuello corto, de forma subglobosa u obovoide, miden (87.6-) 100.5 (-115.3) μm , de color oliváceo o gris oliváceo, ornamentados con setas peridiales ligeramente arqueadas, apicalmente circinadas o en espiral, de color cobrizo en la luz reflejada. Los peritecios contienen ascas claviformes evanescentes que contienen ocho ascosporas. Las ascosporas se observan reniformes o lunadas en vista frontal, hialinas cuando son jóvenes y al madurar se tornan marrón pálido, miden (8.0-) 9.1 (-10.8) X (3.8-) 6.3 (-7.4) μm , (figura 14). Chivers (1912) y Hsieh y Hu (2002) describen esta especie con características similares a las observadas en esta investigación.

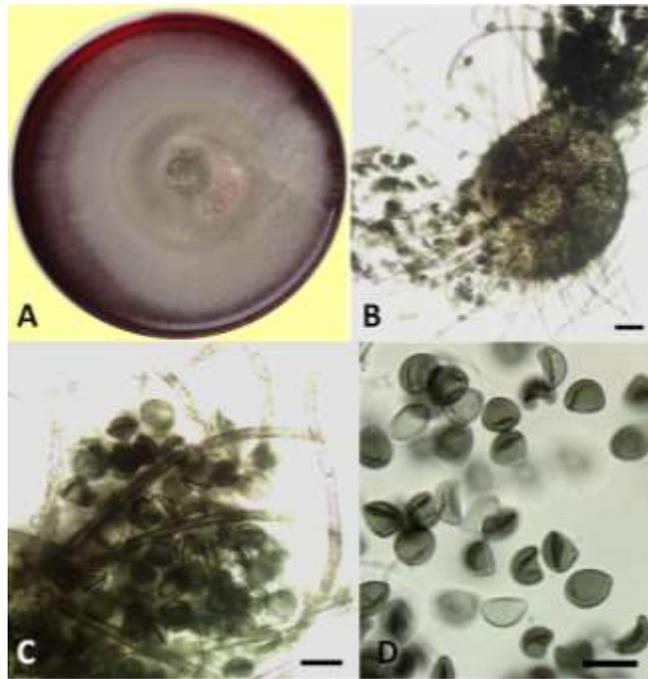


Figura 14. *Chaetomium cupreum* A. colonia en PDA, B. peritecio, C. setas de peritecio, D. ascosporas. Escala de barra: B=20 μm, C-D=10 μm.

Se ha reportado a *C. cupreum* en suelo, soya (*Glycine max*) *Astronium urundeuva* y estiércol; como agente de control biológico de antracnosis en mango causado por *Colletotrichum gloeosporioides*, mancha foliar por *Pestalotia* spp. en *Camellia sinensis* y marchitamiento de jitomate a causa de *F. oxysporum* f. sp. *lycopersici*; también se ha reportado como inhibidor del desarrollo y crecimiento de *Macrophomina phaseolina*, *Phomopsis* sp., *Rhizoctonia solani*, *Cercospora kikuchii*, *Colletotrichum dematium* var. *truncata* y de *Alternaria* sp. y retardador de la germinación de semilla en soya (Yeh y Sinclair, 1980; Noiaium y Soyong, 2000; Rodríguez, 2003; Phong *et al.*, 2013).

***C. globosum*.** La colonia se observa de color blanco cuando es joven y se torna verde oliváceo con el tiempo, el micelio es aéreo, hialino a marrón, produce pigmentos difusibles en el medio de color oliváceo pálido; el reverso de la colonia se observa de color cremoso a ligeramente marrón. Los peritecios presentan un cuello corto, su textura es epidermoidea, son de forma globosa y miden (194.2-) 220.8 (-245.2) μm, ornamentados con setas onduladas y/o rectas flexibles, de color ocre, gris u oliváceo; éstos contienen ascas claviformes, evanescentes conteniendo de 4-8 ascosporas. Las ascosporas se observan de color marrón oscuro, limoniformes con los ápices apiculados a elipsoidales o globosos, ligeramente apiculadas en

ambos extremos, miden (9.1-) 10.2 (-11.3) X (4.8-) 5.6 (-6.9) μm , con un poro germinativo en uno o ambos ápices, a menudo expulsadas por el ostiolo en cirrus (figura 15). Las características anteriores coinciden con la descripción que realiza Chivers (1912) y Hsieh y Hu (2002) para esta especie.

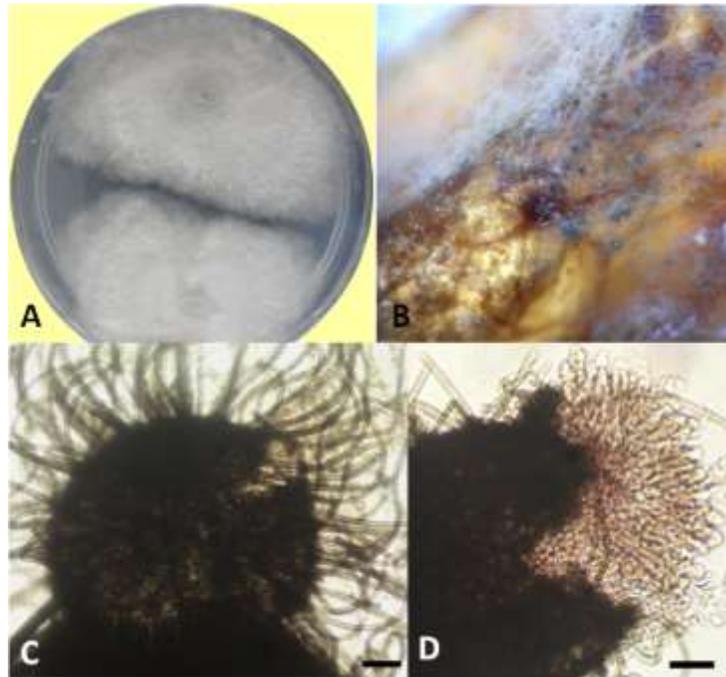


Figura 15. *Chaetomium globosum* A. colonia en PDA, B. peritecios sobre tejido vegetal en cámara húmeda, C. setas de peritecio, D. liberación de ascosporas. Escala de barra: B=20 μm .

Rodríguez (2003) menciona que se ha reportado este hongo en hojas y tallos en descomposición, diversos cultivos, estiércol de diferentes animales, plásticos, lubricantes y fluidos utilizados en empresas siderúrgicas; además de ser un agente oportunista en humanos, se ha utilizado en la producción de isatina para la industria farmacéutica, y por su actividad lignocelulítica es utilizada en el control de calidad de diferentes tipos de madera.

C. globosum es un saprófito con potencial antagonista de varios patógenos de suelo y de aquellos que se transmiten por semilla, como *Rhizoctonia solani*, *Alternaria brassicicola* y *Pythium ultimum*. También tiene la capacidad de producir chaetomina, la cual se relacionó con la eficiente supresión de dampin-off por *P. ultimum* en caña de azúcar, pues tiene una actividad similar al fungicida metalaxyl (Di Pietro *et al.*, 1992), también reduce la infección por *Venturia inaequalis* en plántulas de manzana (Cullen y Andrews, 1984). Aggarwal *et al.* (2004) identificaron a

C. globosum como antagonista potencial del tizón foliar de trigo causado por *Cochliobolus sativus* (sinónimo de *Drechslera sorokiniana*). Phong *et al.* (2013) reportaron a *C. globosum* en control biológico en *Camellia sinensis*. Es un eficiente agente de biocontrol en tizón tardío en papa causado por *Phytophthora infestans* (Shanthiyaa *et al.*, 2013).

Por otro lado, Naidu *et al.* (1991) reportaron onicomycosis en humanos y Teixeira *et al.* (2003) reportaron feohifomicosis (lesiones subcutáneas en forma de quistes o pseudoquistes) en un receptor de trasplante de médula ósea, ambos a causa de *C. globosum*. Este hongo es frecuentemente aislado del aire dentro de edificios y la producción de la micotoxina chaetoglobosina puede ser un problema de calidad de aire interno (Fogle *et al.*, 2007).

3.4.6. *Neosartorya Malloch & Cain*

La colonia es de rápido crecimiento, ligeramente algodonosa, granulosa, de color blanco a amarillo pálido con presencia de abundantes cuerpos fructíferos dispersos, el reverso de la colonia es de color cremoso a rosado claro, (figura 16).

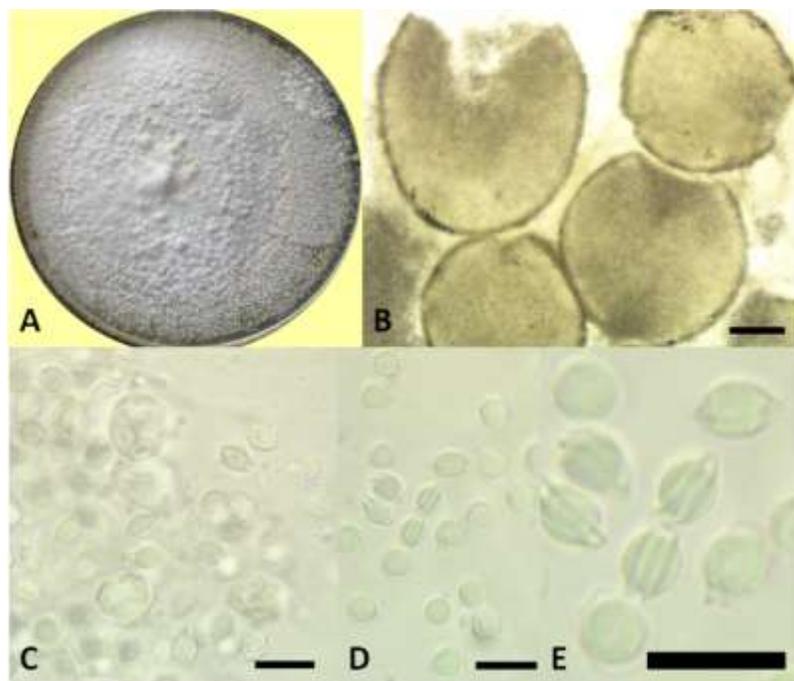


Figura 16. *Neosartorya spinosa* A. colonia en PDA, B. cleistotecios, C. ascas y ascosporas, D. ascosporas. Escala de barra: B=100 μ m, C-D=10 μ m.

El micelio se observa aéreo, hialino y septado. Los cleistotecios se dispersan solitarios o en grupo, cubiertos de hifas sueltas, esféricos de color cremoso a marrón pálido, miden (269-) 437.6 (-529.7) μm . Las ascas son subesféricas, hialinas con ocho ascosporas, miden (9.4-) 11.2 (-13.9) μm de diámetro. Las ascosporas son amerosporas ligeramente equinuladas, esféricas a subesféricas, hialinas, miden de (-3.7) 4.6 (5.7) X (4.1-) 4.8 (-5.3) μm , con dos crestas ecuatoriales claramente separadas y flexibles.

Las características observadas coinciden con lo que describen Raper y Fennell (1977), Hanlin (1997), Hong *et al.* (2006), Samson *et al.* (2007) y Frisón (2012) para *N. spinosa* (Raper & Fennell) Kozak., excepto en el tamaño de los cleistotecios, las estructuras identificadas en esta investigación son de mayor tamaño que los reportados por dichos autores, quienes mencionan un tamaño máximo de 365 μm . El MycoBank (MB127755) y el NCBI (ID 36631), consideran a *N. spinosa* como sinónimo de *N. fischeri* var. *spinosa*. Las especies teleomorfas de *Aspergillus* sección *Fumigati* se encuentran dentro del género *Neosartorya* (Samson *et al.*, 2007; Hong *et al.*, 2008; Peterson, 2008; Hong *et al.*, 2010).

Todas las especies de *Neosartorya* producen ascosporas resistentes al calor por lo que es frecuente encontrarlas en diferentes productos alimenticios a base de frutas procesadas térmicamente, ya que pueden sobrevivir a los tratamientos de pasteurización aplicados industrialmente; en estos procesos se eliminan los microorganismos competidores y se activan las ascosporas pudiendo aparecer la contaminación post pasteurización (Rajashekhara *et al.*, 1998; Salomão *et al.*, 2007; Samson *et al.*, 2007; Frisón *et al.*, 2012; Yaguchi *et al.*, 2012).

Rajashekhara *et al.* (1998) y Salomão *et al.* (2007) determinaron una alta resistencia al calor de ascosporas de *N. fischeri* en jugos de mango, uva, manzana, piña y papaya. Por su parte Frisón *et al.* (2012) reportaron la presencia de tres especies de *Neosartorya* en frutillas (*Fragaria vesca*) frescas tratadas térmicamente que se utilizan para agregar a yogurt, helado u otros productos de pastelería.

3.4.7. *Penicillium* Link

La colonia es de textura aterciopelada de color verde-azul pálido cambiando a tonos más oscuros, el reverso de la colonia es de color cremoso pálido. Los conidióforos son simples que surgen separadamente del sustrato, lisos y ramificados cerca del ápice, verticilados, con célula de soporte (métula) cilíndrica, de paredes lisas, la cual mide (8.6-) 11.6 (-16.5) X (1.6-) 2.8 (-3.6) μm , soportando 4-6 fiálides. Las fiálides se pueden producir solitarias, en grupo o en células de soporte ramificadas, son en forma de botella, a menudo con un cuello de pared gruesa, miden (5.2-) 8. (11.9) X (1.4-) 2.0 (-2.8) μm . Los conidios son fialosporas, amerosporas con paredes ligeramente equinuladas y pigmentadas de amarillo-verdoso brillante claro, son de forma globosa a subglobosa y se encuentran formando cadenas en sucesión basipetal, miden (3.5-) 4.3 (-5.1) μm (figura 17).

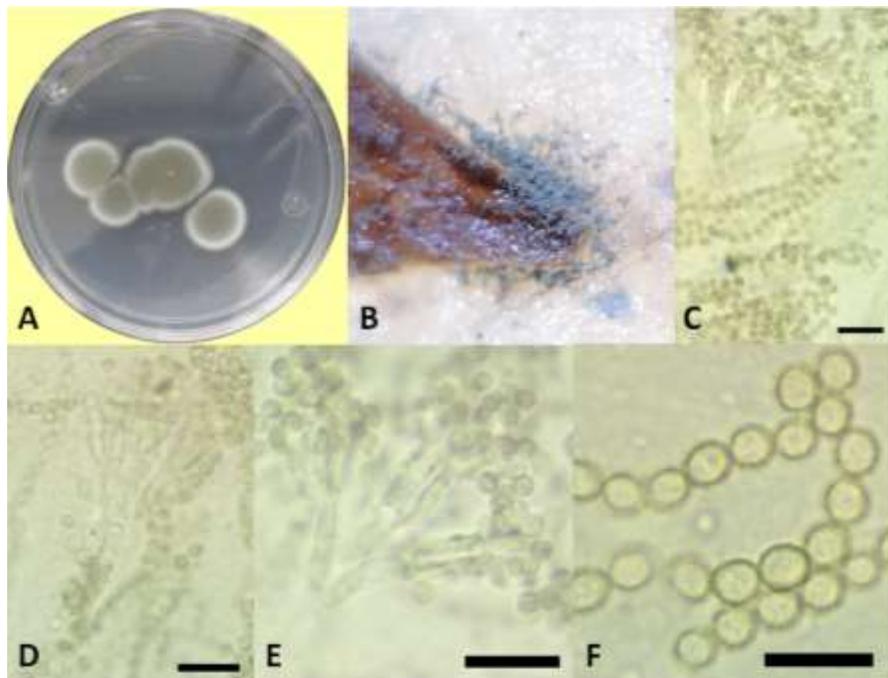


Figura 17. *Penicillium* sp. A. colonia en PDA en crecimiento, B. colonia sobre tejido de jamaica en cámara húmeda, C. conidióforo con el ápice verticilado, D-E. célula soporte y fiálides, F. conidios equinulados. Escala de barra: C-F=10 μm .

Esta descripción coincide con lo que reportan Barnett y Hunter (1998) y Crous *et al.* (2009) para el género *Penicillium*; por la textura de la pared de los conidios podría coincidir con lo que reportan Samson *et al.* (1976) para la especie *P. echinulatum* Biourge, sin embargo, se sugiere realizar estudios moleculares para definir exactamente la especie.

El género *Penicillium* se distribuye en todo el mundo con un amplio rango de hospederos (suelo, aire, productos alimenticios, semillas, papel, etc.) y varias especies causan el moho azul, verde y ocasionalmente rosa, común en jaleas, y causan deterioro en cítricos de temporada y otras frutas. Algunas especies como *P. nonatum* es importante por su capacidad de producir penicilina, antibiótico ampliamente usado (Kenneth, 2008).

Algunas enfermedades de postcosecha causadas por *Penicillium* spp. son la pudrición del cogollo de la palma, pudrición de corona en espárragos, pudrición de dientes de ajo, pudrición suave de manzanas pera, aguacate, granada y membrillo, también causa pudrición seca en gladiola (Kenneth, 2008). Frisvad y Samson (2004) y Cabañes *et al.* (2010) mencionan a *P. verrucosum* como principal fuente de contaminación por OA en cereales y sus productos en climas fríos y templados, mientras que *P. nordicum* puede producir OA en productos cárnicos y quesos.

3.4.8. *Thielavia* Zopf

La colonia es extendida, de color blanco, textura lanosa, se observan ascomas dispersos de color marrón, el reverso de la colonia es color cremoso a amarillo pálido (figura 18).

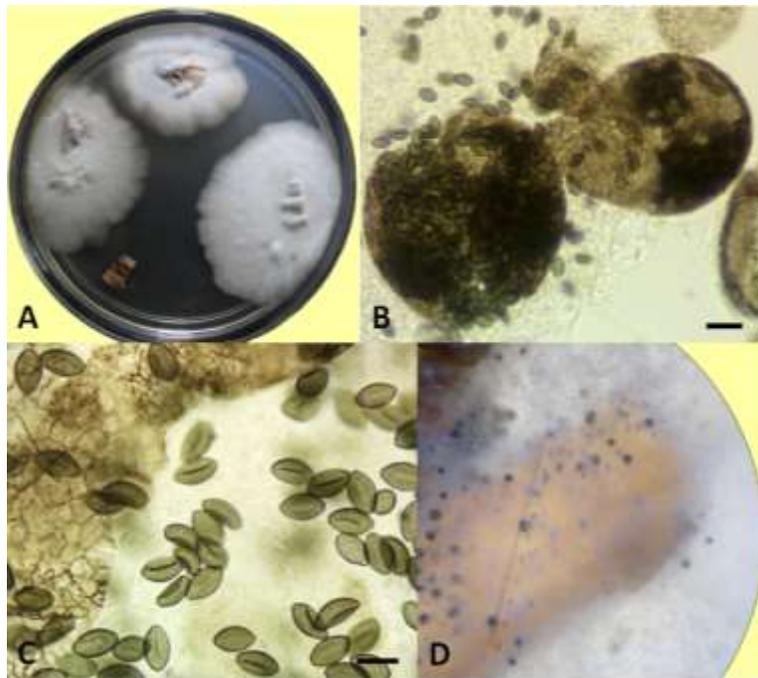


Figura 18. *Thielavia terricola* A. colonia sobre sustrato de jamaica en PDA, B. cleistotecios, C. ascosporas y textura epidermoidea del cleistotecio, D. ascomas entre micelio sobre sustrato de jamaica en PDA. Escala de barra: B=20 μ m, C=10 μ m.

El micelio es hialino, septado, ramificado con un diámetro de (3.1-) 3.9 (-4.6) μm . Las ascas son de forma elipsoidal o cilíndrica, raramente claviformes con una pared delgada bastante persistente, contiene 4-8 ascosporas. Las ascosporas son amerosporas elipsoidales o ligeramente fusiformes, miden (9.6-) 11.6 (-13.3) X (5.2-) 6.6 (-8.2) μm , de color marrón, con un poro germinal muy notable en uno de sus extremos.

Booth y Shipton (1966), von Arx (1975) y Stchigel *et al.* (2002) describieron a *T. terricola* (J. C. Gilman & E.V. Abbott) C. W. Emmons con características morfológicas similares a las observadas en esta investigación. Malloch y Cain (1973) consideran a *T. terricola* como sinónimo de *Chaetomium terricola*.

Las especies de *Thielavia* se han aislado frecuentemente de suelo y raíces, y con menor frecuencia a partir de semillas (Booth y Shipton, 1966). Se aisló *T. terricola* de la rizosfera y suelo de cultivo de papa (Lenc *et al.*, 2011) y en la micoflora presente en raíces de algodón (Palmateer *et al.*, 2004). Adebajo e Ikotun (1994) reportaron transmisión por semilla de *T. terricola* en tres variedades de amaranto (*Amaranthus cruentus*), también ha sido aislada de almendras de nuez brasileña (*Bertholletia excelsa*) en almacenamiento (Chagas *et al.*, 2000).

Asimismo, *T. terricola* se considera como una fuente potencial de producción de tielocina, compuesto con propiedades antiinflamatorias (Kumar *et al.*, 2012).

3.4.9. *Gelasinospora Dowding*

La colonia es de rápido crecimiento, subhialina a grisácea, de textura algodonosa, con micelio aéreo y producción de abundantes cuerpos fructíferos dispersos, solitarios o en pequeños grupos, el reverso de la colonia es de incoloro a gris o marrón oscuro. El micelio se observa septado de (2.3-) 4.2 (-6.6) μm de diámetro, de color ligeramente marrón, con las paredes más oscuras. Los peritecios son de color marrón oscuro, con un ostiolo prominente que mide (94.1-) 113.3 (-158.8) X (75.4-) 93.2 (-113.7) μm , surgen semi inmersos, cubiertos de pelos color pardo, no estromáticos, piriformes y miden (203-) 330.8 (-413.8) X (202.8-) 311.3 (-400.5) μm . Las ascas son evanescentes, unitunicadas, cilíndricas, usualmente con un pequeño anillo apical, contienen de 4-8 esporas con arreglo uniseriado, miden (141.5-) 154.7 (-175.2) X (20.2) 26.6 (30.9) μm . Las ascosporas son amerosporas, de color verde oliváceo cuando son jóvenes y se tornan a

marrón o negras al madurar, de subglobosas a elipsoidales, ocasionalmente globosas, miden (22.1-) 26.6 (-30.9) X (12.3-) 16.7 (-20.9) μm , la superficie es ornamentada con numeroso y pequeños pozos redondos u ovales que miden (0.9-) 1.5 (-1.7) μm y presentan un poro germinativo en cada extremo (figura 19).

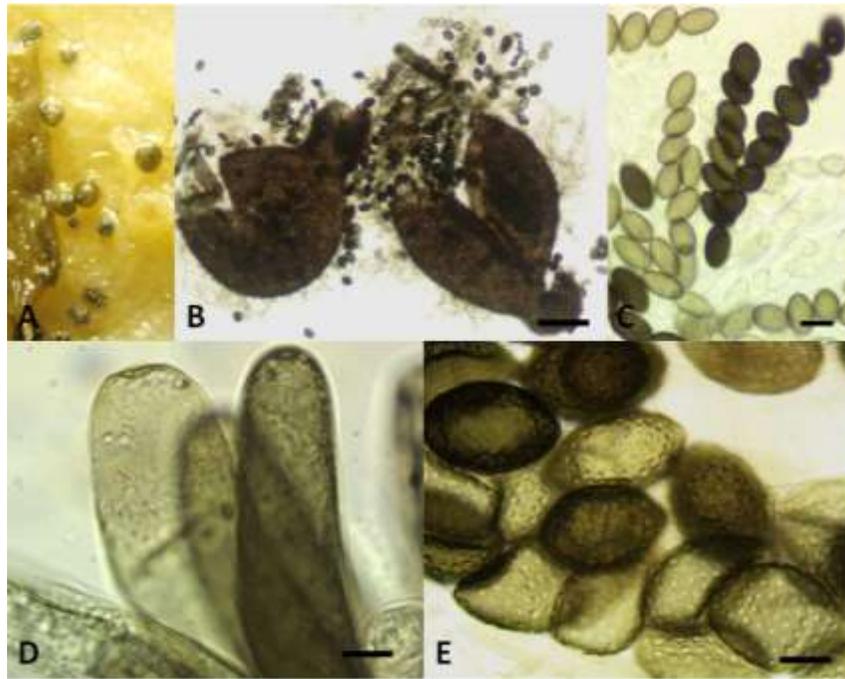


Figura 19. *Gelasinospora brevispora* A. peritecios en sustrato de jamaica en cámara húmeda, B. peritecios, C. ascas conteniendo ascosporas con arreglo uniseriado, D. ascas inmaduras con anillo apical, E. ascosporas. Escala de barra: B=100 μm , C=20 μm , D-E=10 μm .

Estas características coinciden con las que reportan en trabajos previos Khan y Krug (1989), Hanlin (1997) y García *et al.* (2004) para *G. brevispora* R.S. Khan & J.C. Krug.

Gelasinospora y *Neurospora* se distinguen por el patrón de ornamentación de la superficie de sus ascosporas. *Neurospora* presenta crestas longitudinales elevadas (costillas), separadas por ranuras deprimidas (venas); mientras que en *Gelasinospora* se observan indentaciones ovales o esféricas (pozos) en (Stchigel *et al.*, 1998; Dettman *et al.*, 2001; Cai *et al.* 2006). Por otro lado, Dettman *et al.* (2001) y García *et al.* (2004) mencionan que esta característica no es un criterio para diferenciar a ambos géneros, ya que existen especies con patrones de ornamentación intermedios; sin embargo, confirmaron que estos dos géneros tienen una estrecha relación filogenética y similitudes morfológicas significativas que no permiten discriminar entre los dos géneros. Por su parte, Cai *et al.* (2006) afirman que aunque estos dos géneros están

estrechamente relacionados, no existen pruebas suficientes para colocar a *Gelasinospora* y *Neurospora* en el mismo género. En estudios realizados por Manoch *et al.* (2009) y de acuerdo a características morfológicas, separan *Gelasinospora* y *Neurospora* en aislamientos realizados en diferentes sustratos.

Gelasinospora se ha aislado principalmente de muestras de suelo de diferentes regiones geográficas que incluyen áreas con climas tropicales y subtropicales (García *et al.*, 2004; Cai *et al.* 2006; Manoch *et al.* 2009). Ulacio *et al.* (1998) reportaron la presencia de gran cantidad de peritecios de *Gelasinospora* sp. impidiendo la formación de esclerocios de *Rhizoctonia solani* en tejido de *Oriza sativa* bajo condiciones de inundación.

3.4.10. *Curvularia* Boedijn

La colonia es de rápido crecimiento, de textura algodonosa, color marrón oscuro a negro, el reverso de la colonia es de color negro. El micelio se observa ramificado, septado de subhialino a marrón con diámetro de (2.7-) 4.0 (-5.1) μm , (figura 20).

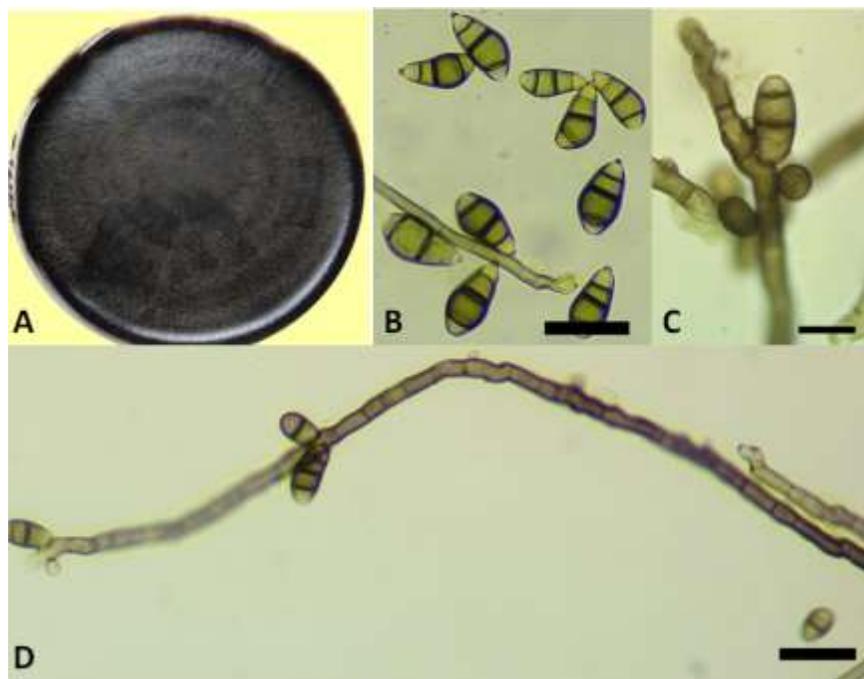


Figura 20. *Curvularia trifolii* A. colonia en PDA, B. conidios y micelio, C-D. conidióforos de crecimiento indeterminado. Escala de barra: B, D=20 μm , C=10 μm .

Los conidióforos son erectos, septados, color marrón, crecimiento indeterminado simpodial, crecen aislados o rara vez en grupo, célula conidiogénica politrética, producen conidios simples a través de notables poros. Los conidios se observan lisos, de color oliváceos a marrón, cilíndricos o elipsoidales, curvados o geniculados, miden de (18.0) 20.7 (-29.2) X (7.1-) 8.5 (-11.2) μm en su parte más gruesa, tienen 3 septos (fragmosporas), curvada en la tercer célula contando desde la base, que se muestra visiblemente más grande y ligeramente más oscura, mientras que las células de los extremos son subhialinas a marrón pálido.

Las características observadas coinciden con lo describen Ellis (1971), Barnett y Hunter (1998), Lima y Furtado (2007), Melgarejo *et al.* (2010) y Almaguer *et al.* (2013) para *C. trifolii* (Kauffman) Boedijn, destacando como característica más marcada la existencia de un hilum protuberante.

Curvularia sp. se considera un género importante, generalmente son parásitos facultativos tropicales y subtropicales en plantas herbáceas (Yanagihara *et al.*, 2010); es un hongo parasito o saprófito (Agrios, 2005), patógeno común en gramíneas (Nakada *et al.* 1994); se ha reportado a *C. trifolii* f. sp. *gladioli* en gladiolo (*Gladiolus* sp.) causando manchas en cormos, incluso en almacenamiento causa necrosis (Ellis, 1971; Kenneth, 2008); en plántulas de arroz causa manchas foliares y tizón (Almaguer *et al.*, 2013).

Aunque generalmente afecta a plantas, se han reportado cinco especies de este género causando infecciones cutáneas en humanos (Yanagihara *et al.*, 2010).

3.4.11. Drechslera S. Ito

La colonia se observa de color gris a marrón oscuro, de textura lanosa o aterciopelada, el reverso es de color marrón oscuro a negro. Las hifas están inmersas, son subhialinas a ligeras tonalidades de marrón, lisas, septadas, con un diámetro de (1.8-) 3.6 (-4.6) μm . Los conidióforos son rectos o ligeramente flexibles o geniculados, septados, de paredes lisas, color marrón rojizo, de crecimiento indeterminado y producen conidios simples en el ápice a través de un poro.

Los conidios son porosporas-fragmosporas, rectos, elipsoidales u oblongos, con los extremos redondeados, de color pajizo pálido a marrón rojizo, con 3 pseudoseptos, rara vez presenta de 4 a 5, son de forma elipsoidal u oblonga, miden (15.5-) 18.0 (-21.9) X (6.1-) 8.0 (9.9) μm , sus paredes son lisas o finamente rugosa, todas las células pueden germinar, se observa el hilum en la célula base del conidio (figura 21).



Figura 21. *Drechslera australiensis* A. colonia en crecimiento en PDA, B. conidióforo de crecimiento indeterminado, C. micelio y conidióforo, D. conidios. Escala de barra: B-D=10 μm .

Las características morfológicas observadas en esta investigación, coinciden con lo que descrito por Ellis (1971), Barnett *et al.* (2009), Fang *et al.* (2006) y Huang *et al.* (2011) para *D. australiensis* (Bugnic.) Subram. & B.L. Jain.

Estudios filogenéticos demuestran que *D. australiensis* ha sido aceptado dentro de las especies de *Curvularia* y *Bipolaris*, siendo sinónimo por tanto de *C. australiensis* y *B. australiensis* (Manamgoda *et al.*, 2012; Deng *et al.* 2014). En la alineación de producto de PCR que se realizó con el BLAST, se encontró una identidad del 97% como *C. australiensis*.

Se ha reportado a este fitopatógeno como *D. australiensis* causando tizón foliar en sorgo (*Sorghum bilocor*); como *B. australiensis* en especies de *Chloris* y *Pennisetum*, como agente causal de la mancha parda foliar en *Cynodon* spp. y mijo, causando manchas en palma datilera,

podrición de vaina de *Senna angustifolia*, y espiguilla de arroz (Kusum y Bunker, 2002; Fang *et al* 2006; Mirzaee *et al.*, 2010; Huang *et al.* 2011; Saroj *et al.*, 2011).

3.4.12. *Epicoccum Link*

La colonia presenta márgenes irregulares, con apariencia algodonosa, inicialmente es de color blanco y con la edad se torna color naranja intenso, produce densos exudados color marrón brillante y pigmentos difusibles en el medio color naranja-amarillo, el reverso de la colonia es de color rojo-naranja. El micelio se observa semi inmerso, septado, de color marrón claro, ramificado con un diámetro de (2.0-) 3.1 (-4.6) μm . La colonia forma esporodoquios en forma de colchón de color negro, en sustrato natural produce estroma, mide hasta 2 mm de diámetro. Los conidióforos son diferenciados o semi diferenciados, cortos, rectos, flexibles, de hialinos a subhialinos, lisos o ligeramente verrucosos, miden (5.6-) 9.7 (-13.3) X (3.0-) 4.5 (-6.2) μm , no ramificados, célula conidiogénica monoblástica, terminal, determinada, cilíndrica (figura 22).

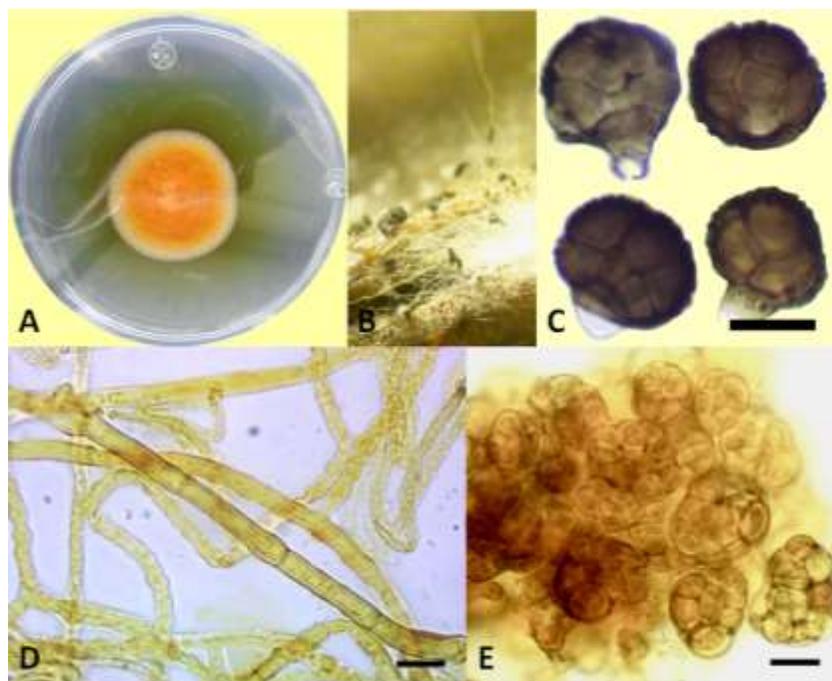


Figura 22. *Epicoccum nigrum* A. colonia en crecimiento en PDA, B. esporodoquios sobre tejido vegetal en cámara húmeda, C. conidios, D. micelio, E. conidios formando esporodoquios. Escala de barra: C-E=10 μm .

Los conidios son dictiosporas con los septos oscurecidos en células maduras, se presentan solitarios, acrógenos, subglobosos o piriformes, de color marrón, oscuro, miden (13.8-) 17.7 (32.5) X (9.3-) 16.5 (-26.1) μm .

Las características encontradas para *E. nigrum* Link (sinónimo de *E. purpurascens*; Schol, 1959; Kilpatrick y Chilvers, 1981) coinciden con las que reportan Tuttobello *et al.* (1969), Ellis (1971) Barnett y Hunter (1998) y Fávoro *et al.* (2011).

Su distribución es universal, se encuentra principalmente como invasor secundario de todo tipo de plantas y es común encontrarlo en manchas foliares con otros hongos como *Corynespora cassiicola* (Ellis, 1971; Barnett y Hunter, 1998); otros hábitat son el suelo, papel enmohecido, textiles, insectos y frecuentemente en el aire; aunque también se ha reportado como fitopatógeno en *Cucumis melo*, semillas de cebada y avena, y está asociado con el deterioro de pepino y tomate. Por otro lado, se ha usado como agente de control biológico de *Monilinia* spp. en duraznos y nectarinas, contra *Sclerotinia sclerotiorum* en pudrición de girasol, *Pythium* en algodón y a nivel *in vitro* contra *Magnaporthe oryzae*, *Rhizoctonia solani*, *Sarocladium oryzae*, *Monographella albescens* y *Cochliobolus miyabeanus* en arroz. Varios estudios se han centrado en la producción de compuestos bioquímicos, fluorescentes, capacidad antioxidante y actividad antimicrobiana del hongo con aplicaciones tecnológicas (Arenal *et al.* 1999; Pieckenstain *et al.*, 2001; Larena *et al.*, 2004; 2005; Bleoju y González, 2007; Mari *et al.*, 2007; Fávoro *et al.*, 2011 y Sena *et al.*, 2013).

3.4.13. *Corynespora* Güssow

La colonia es de rápido crecimiento, de aspecto aterciopelado o algodonoso, de color gris a marrón claro a medida que los cultivos envejecen, se observa la presencia de finos pelos en la superficie del medio, el reverso de la colonia es de color marrón oscuro a negro. El micelio en su mayoría está inmerso, es subhialino, septado con un diámetro de (1.9-) 3.1 (-5.5) μm . Los conidióforos son diferenciados, de pared lisa, rectos o ligeramente curvos, subhialinos a marrón pálido, de color más claro en el ápice, poco septados, percurrentes, cilíndricos, con una longitud de hasta (113.4-) 247.3 (-375.6) X (3.5-) 5.2 (-8.4) μm ; en tejido vegetal emergen a través de la epidermis. Los conidios son fragmosporas-porosporas, de forma obclavada a cilíndrica, rectos o ligeramente curvados, algunos conidios tienden a adelgazarse hacia el ápice, de subhialinos a un

color marrón pálido, de paredes lisas, con 4-20 pseudoseptos, generalmente son solitarios y ocasionalmente forman cortas cadenas de 2 a 6 conidios, son de tamaño variable, miden (84.4-188.9 (-287.0) X (5.2-) 9.8 (-13.2) μm , con una prominente cicatriz oscura (figura 23).

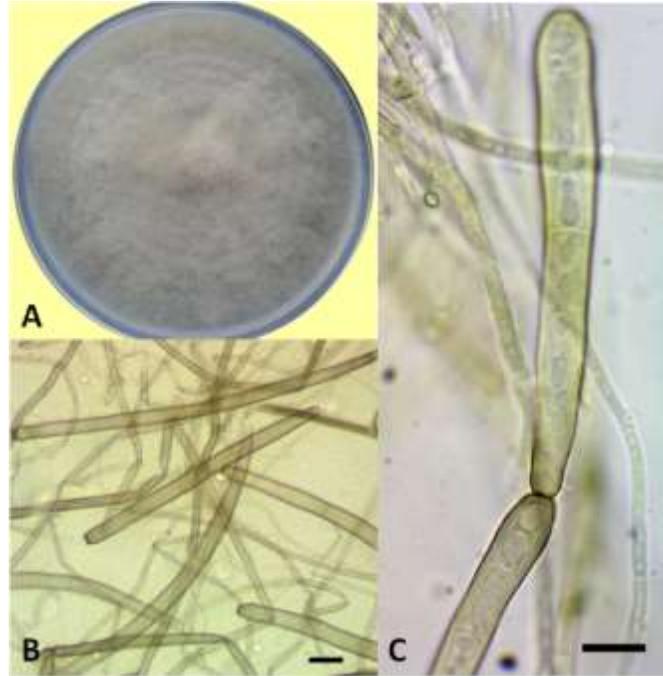


Figura 23. *Corynespora cassiicola* A. colonia en PDA, B. conidios, C. conidios formando cadenas y presencia de pseudoseptos. Escala de barra: B=20 μm , C=10 μm .

Las características morfológicas observadas en este organismo coinciden con lo que reportan Ellis (1971), Barnett y Hunter (1998), Kwon y Park (2003), Sandoval *et al.* (2003), Martínez (2010) y Tun *et al.* (2011) para *C. cassiicola* (Berk. & M.A. Curtis) C.T. Wei.

Es común encontrar al patógeno en regiones tropicales, en un amplio rango de hospederos, es causal de distintas manchas foliares y reconocido patógeno de diversos cultivos (Ellis, 1971). Se ha reportado a *C. cassiicola* como patógeno en raíces e hipocotíleos de plántulas de soya e infecciones foliares en frijol caupí (*Vigna sinensis*), sésamo (*Sesamum indicum*), algodón (*Gossypium hirsutum*) bajo invernadero (Seaman *et al.*, 1965). Se le ha asociado a necrosis foliares en plantas ornamentales del género *Pilea* (Sandoval *et al.*, 2003), manchas foliares en *Hibiscus mutabilis* (Kwon y Park, 2003), mancha foliar en *Capsicum annum* y puede atacar a otros cultivos de importancia agrícola como tomate (*Lycopersicon esculentum* Mill.), calabaza (*cucúrbita pepo* L.), pepino (*Cucumis sativus* L.), chícharo (*Vigna unquiculata* L), papaya

(*Carica papaya* L.), soya (*Glycines max* L.), jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.), cereza (*Abelmoschus esculentus* L.), salvia roja (*Salvia splendens* Sellow ex J.A. Shultes), chile (*Capsicum annuum* L.) entre otros (Dixon *et al.*, 2009; Martínez, 2010; Tun *et al.*, 2011).

3.4.14. *Fusarium Link*

De acuerdo a las características culturales, se identificaron dos especies de *Fusarium* que a continuación se describen:

***F. equiseti* (Corda) Sacc.** Se observa abundante micelio que inicialmente es de color durazno y se torna marrón claro con la edad. La pigmentación de la colonia varía de blanquesina a durazno o marrón obscura en zonas anulares. Los conidióforos inicialmente surgen como fiálides laterales y forman densos esporodoquios compactos; las fiálides son cortas, compactas, obclavadas de (6.0-) 10.1 (-16.9) X (2.3-) 3.1 (-4.5) μm , (figura 24).



Figura 24. *Fusarium equiseti* A. colonia en PDA, B. monofiálides, C. clamidosporas en cadena, D. macroconidios con célula apical alargada. Escala de barra: B-D=10 μm .

F. equiseti solo produce macroconidios (fragmosporas), típicamente falcados, parabólicos o hiperbólicos, curvados dorsiventralmente con 3-7 septos, con una célula basal en forma de pie pronunciada y célula apical cónica-alargada o en forma de látigo, miden (16.0-) 19.3 (-26.7) X

(2.6-) 3.2(-3.9) μm . puede formar pigmentos color marrón claro a oscuro donde la colonia hace contacto con el agar. También forma clamidosporas intercaladas, de forma globosa y paredes lisas, solitarias o frecuentemente formando cadenas, miden (5.4-) 8.1 (-11.2) X (5.4-) 7.6 (-11.9) μm de diámetro. Las características observadas coinciden con lo descrito por Booth (1977); Gerlach y Nirenberg (1982); Leslie y Summerell (2006).

F. equiseti es un hongo cosmopolita que se distribuye en regiones frías, calientes y áridas, se comporta como un saprófito de suelo asociado con pudrición de frutas y otras descomposiciones de plantas, además es un patógeno de un amplio rango de cultivos; principalmente en cereales (Leslie y Summerell, 2006; Marín *et al.*, 2012).

Se ha reportado a *F. equiseti* como productor de tricotecenos, micotoxinas con potencial inhibitorio de síntesis de proteínas en células eucariontes, causando enfermedades en humanos y animales. Varios autores han reportado la presencia de nivalenol, zearalenona, fusarochromanona y fusareona-X en tejido enfermo de varias especies de leguminosas y cereales con síntomas de ahogamiento en plántulas y pudrición de raíces (Adejumo *et al.*, 2007; Goswami *et al.*, 2008; Marín *et al.*, 2012; Stepień *et al.*, 2012).

Por otro lado, se ha asociado a *F. equiseti* a intoxicaciones de ganado, pollos, patos, conejillos de indias, ratones, palomas, cerdos, conejos y ratas, por el consumo de algún producto infectado (Leslie y Summerell, 2006).

F. equiseti está asociado a una decoloración marrón rojizo de la raíz en ginseg (Goswami *et al.*, 2008; Punja *et al.*, 2008), está reportado como causante de damping-off en semillas de pino de Aleppo (*Pinus halepensis* Mill) (Lazreg *et al.*, 2014) y damping off y pudrición de fruto en calabaza (Kenneth, 2008).

***F. proliferatum* (Matsush.) Nirenberg ex Gerlach & Nirenberg.** La colonia produce abundante micelio aéreo, inicialmente es blanco pero toma colores púrpura-violeta con la edad. Se forman esporodoquios como manchas discretas sobre porciones de la colonia, se producen pigmentos en el agar que varían en intensidad de color. Los conidióforos surgen lateralmente del micelio, algunas veces producen monofiálides, pero es más común encontrar polifiálides que miden (8.1-) 13.5 (-21.1) X (1.7-) 2.5 (-3.8) μm . La colonia produce abundantes macroconidios

esbeltos, de pared delgada y relativamente rectos, célula apical curvada y célula basal en forma de pie, fragmosporas con 3-4 septos, miden (16.0-) 24.3 (-32.5) X (2.1-) 2.5 (-3.2) μm . También produce abundantes microconidios en el micelio aéreo, son unicelulares, clavados con base aplanada, miden (4.3-) 6.3 (-8.7) X (1.7-) 2.4 (-3.3) μm , forman cadenas o falsas cabezas, surgen de mono y polifiálides. Esta especie no forma clamidosporas (figura 25). Booth (1977), Gerlach y Nirenberg, (1982) y Leslie y Summerell (2006) describieron esta especie con características similares a las observadas en esta investigación.

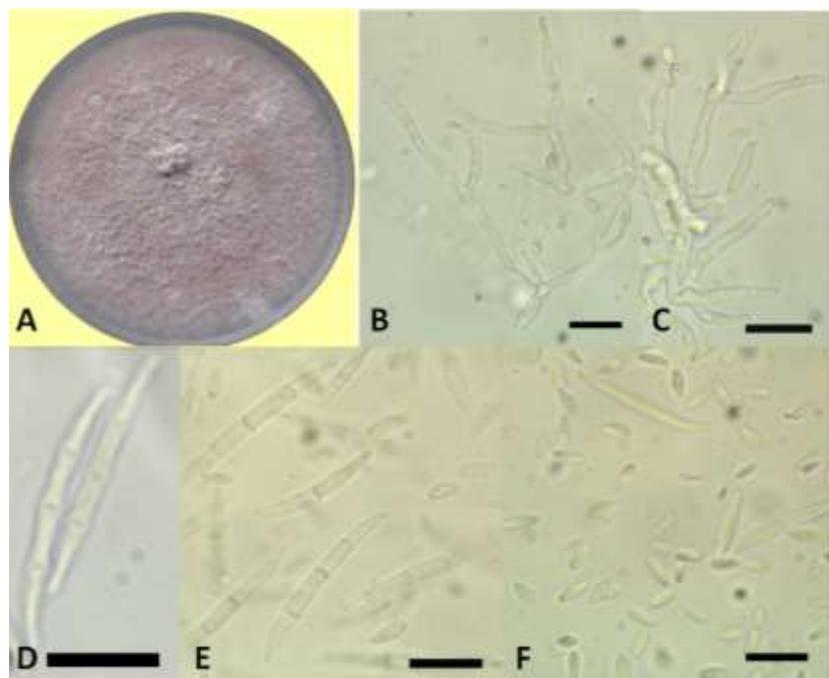


Figura 25. *Fusarium proliferatum* A. colonia en PDA, B-C. polifiálides, D-E. macroconidios, F. microconidios. Escala de barra: B-F=10 μm .

F. proliferatum es un patógeno común que infecta a numerosos cultivos y se presenta en varias zonas climáticas, puede sobrevivir como un organismo endófito sin que los síntomas de la enfermedad sean visibles en el hospedante (Stepień *et al.*, 2012), produce grandes cantidades de fumonisina B₁ y B₂, y otras micotoxinas que pueden ocasionar problemas a la salud humana y animal que los consumen, la producción de micotoxinas se da desde campo, aunque también puede ocurrir durante el almacenamiento (Ross *et al.*, 1990; Bacon y Nelson, 1994; Logrieco y Moretti, 1995). La FAO considera a la zearalenona y fumonisina como una micotoxinas “importante”, ya que se ha demostrado su capacidad de tener efectos considerables sobre la salud de las personas y la productividad de los animales en diversos países.

Este patógeno de importancia económica afecta cultivos de sorgo, arroz, mijo, trigo, plátano, espárrago, pino, palma y otras frutas y vegetales; es importante patógeno causante de la pudrición de mazorca, grano y tallo de maíz (Bacon y Nelson, 1994; Logrieco *et al.*, 1995; Leslie y Summerell, 2006; García y Martínez, 2010; Cendoya *et al.*, 2014).

Recientemente se ha reportado a *F. proliferatum* como agente causal de pudriciones húmedas de color pardo en ajo, cebolla y otras especies de *Allium*. (Palmero *et al.*, 2012; Tonti *et al.*, 2012); en México, Ochoa *et al.* (2013) reportaron por primera vez la pudrición basal en ajo a causa de este patógeno al norte de Aguascalientes.

3.4.15. *Cladosporium* Link

La colonia es expandida, plana, de color verde oliváceo, textura aterciopelada, sus márgenes son regulares de gris oliváceo a blancos, difuso y denso, el reverso de la colonia es de color gris oscuro a oliváceo negruzco. El micelio esta semi inmerso, con septos ocasionalmente más oscuros, sus hifas son escasas y poco ramificadas, son lisas o minuciosamente verrucosas, de subhialinas a un color oliváceo-marrón, miden (1.4-) 3.3 (-5.3) μm de diámetro (figura 26).

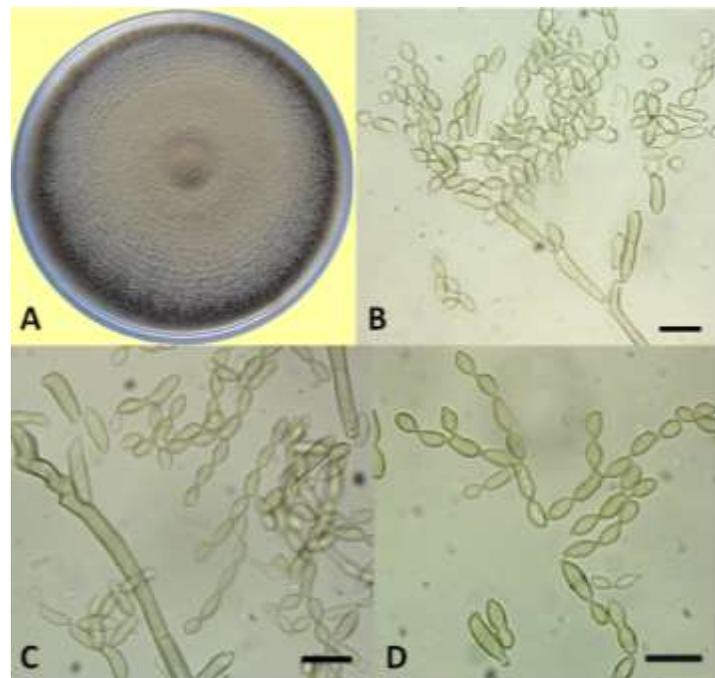


Figura 26. *Cladosporium cladosporioides* A. colonia en PDA, B y C. conidióforo, ramoconidios y conidios, D. cadenas de conidios. Escala de barra: B-D=10 μm .

Presenta célula conidiogénica terminal, la cual es cilíndrica a oblonga, subdenticulada a denticulada, protuberante, mide (4.3-) 7.7 (-11.2) X (2.0-) 2.8 (-3.1) μm , hasta con 4 locus en el ápice. Se observan ramoconidios que se separan en la parte superior, son lisos, rectos o ligeramente curvados, cilíndrico a oblongos, con 0-2 septos, de color oliváceo-marrón, miden (9.6-) 14.9 (-29.7) X (2.3-) 3.1 (-4.4) μm . Los conidios son amerosporas terminales que forman largas cadenas ramificadas en todas direcciones, de hasta 10 conidios, de paredes lisas, elipsoidales o limoniformes, subhialinos a verde oliváceos o marrón pálido, tiene un hilum pronunciado y se liberan fácilmente, miden (4.0-) 5.2 (-7.4) X (2.3-) 2.9 (-3.6) μm .

Las características observadas coinciden con lo que describen Ellis (1971), Barnett y Hunter (1998), Chen *et al.* (2009); Bensch *et al.* (2010) y Ogórek *et al.* (2012) para *C. cladosporioides* (Fresen.) G.A. de Vries.

C. cladosporioides es un organismo cosmopolita, comúnmente se encuentra como saprófito y rara vez como fitopatógeno, sus esporas se encuentran en el aire, suelo y agua (Ellis, 1971; Barnett y Hunter, 1998). Sin embargo, puede esporular después de la cosecha en frutos como fresas, tomates, melones, pimientos y berenjenas; es un hongo capaz de crecer a temperaturas menores a 5 °C y puede esporular en un rango limitado de alimentos procesados como carnes y quesos (Hocking *et al.*, 1994), causa lesiones superficiales en cucúrbitas de interés comercial en postcosecha (Rodríguez, 2008); se asocia a una disminución significativa en el rendimiento del fruto y calidad de vinos a causa de la pudrición de uvas por *Cladosporium* spp. (Latorre *et al.* (2011), así como a la necrosis de flores, pudrición y caída de frutos juveniles del papayo y causa lesiones en forma de costra en frutos (Chen *et al.*, 2009; Vásquez *et al.*, 2012), también se asocia a la pudrición basal del estipe de la palma de aceite (Mestizo *et al.*, 2012). *C. cladosporioides* se considera el agente causal de la roña del maracuyá (Delgado *et al.*, 2013). Por otro lado, García *et al.* (2005) reportaron una efectividad biológica de *Cladosporium* sp. sobre *Puccinia horiana* en crisantemo del 84%.

En humanos causa reacciones alérgicas y raramente causan infecciones oportunistas, esto se relaciona principalmente con personas con problemas en su sistema inmunológico y en personas sanas puede causar lesiones como cromoblastomicosis (Ogórek *et al.*, 2012). Por su parte, Tasic

y Miladinovic (2007) reportaron a *C. cladosporioides* como productor de cladosporina y emodina, productos mutagénicos y citotóxicos.

3.4.16. *Nigrospora* Zimm.

La colonia inicialmente es de color blanco grisácea con pequeños conidios negros fácilmente visibles, con la esporulación abundante la colonia se torna marrón o negra, el reverso se observa de color marrón claro. El micelio esta semi inmerso, inicialmente es hialino y conforme envejece el cultivo se torna color marrón, es septado y ramificado con un diámetro de (2.5-) 3.6 (-4.9) μm . Los conidióforos son poco diferenciados, cortos, ramificados, flexibles, de subhialinos a color marrón, miden (9.9-) 15.8 (-26.5) X (5.0-) 7.2 (-11.2) μm . La célula conidiogénica se localiza al final del conidióforo, es monoblástica, hialina o ligeramente marrón, ampuliforme o subesférica, mide (7.0-) 8.4 (-12.4) μm de diámetro. Los conidios son amerosporas-aleuriosporas, simples, de paredes lisas, color negro brillante, de globoso a ampliamente elipsoidal, comprimida dorsiventralmente, miden (14.3-) 15.9 (-18.5) X (11.9-) 13.8 (-16.7) μm (figura 27).



Figura 27. *Nigrospora* sp. A-B. conidióforo, C. micelio, conidióforo y célula conidiogénica, D. conidióforo ramificado, células conidiogénica y conidios. Escala de barra: B-D=10 μm .

Las características descritas anteriormente, coinciden con lo descrito por Hudson (1963), Ellis (1971), Barnett y Hunter (1998), Verma y Gupta, (2007) y McKenzie (2013) para el género *Nigrospora*.

Nigrospora sp. se ha reportado como causante de manchas en tallo o afectando la germinación de semillas en maíz y trigo (Barron, 1964), se ha asociado con manchas necróticas puntuales en glumas o láminas foliares de arroz (*Oryza sativa*) (Marín y Jiménez, 1981). Por otro lado, se encuentra reportado, especialmente en pastos, cereales y monocotiledóneas, que en la mayoría de los casos se encuentra como saprófito en una amplia variedad de plantas o como un débil fitopatógeno, causando enfermedades de importancia económica (Barnett y Hunter, 1998; McKenzie, 2013).

Verma y Gupta (2007) reportaron por primera vez a *N. sphaerica* como patógeno foliar en *Glycirrhis glabra*. Pandey *et al.* (2009) reportaron a *N. sphaerica* causando manchas foliares en *Canna indica*, *Bambusa arundinacea*, *Bougainvillea spectabilis*, *Calotropis gigantea*, *Bryophyllum pinnatum*, *Dracaena* sp., *Ficus religiosa* y *Nyctanthes arbor-tritis*. Avelar *et al.* (2011) asocio, entre otros patógenos, a *Nigrospora* sp. con la enfermedad “miada de perro” en Chile (*Capsicum annuum* L) en Zacatecas, México, causando necrosis en hojas y semillas. También se menciona como causante del tizón de brotes del arándano y enfermedades radiculares de la palma datilera (Al-Sadi *et al.*, 2012).

Por otro lado, Metwaly *et al.* (2014) aislaron 20 componentes de *N. sphaerica* que mostraron tener una buena actividad anti leucémica, anti leishmaniosis y antifúngica en humanos.

3.4.17. *Pilidiella* Petr. & Syd.

La colonia es de rápido crecimiento cameloide, plana, de color blanco, presenta abundantes cuerpos fructíferos dispersos, el reverso es de color crema. El micelio se observa inmerso, hialino, ramificado y septado. Los picnidios se producen individuales, son globosos a subglobosos, en algunas ocasiones se estrechan ligeramente hacia el ostiolo, inicialmente son hialinos con la masa conidial central oscura y conforme envejecen se tornan marrón claro a oscuro, están semi inmersos, con ostiolo circular central, de textura angular excepto en la base donde está situada la región conidiogénica formada de pequeñas células hialinas, miden

(83.1-) 178.9 (279.9) X (97.6) 152.6 (-227.5) μm . Los conidióforos son densos, esbeltos, simples o ramificados que sostienen a los conidios. Los conidios son amerosporas, de paredes lisas, frecuentemente con un apéndice lateral, la base es truncada, el ápice obtuso a casi apiculado, son elipsoidales, rectos o ligeramente curvos, hialinos cuando son inmaduros y se tornan color oliváceos o marrón claro al madurar, miden (10.3-) 13.8 (-16.5) X (3.1-) 3.9 (-4.7) μm (figura 28).



Figura 28. *Pilidiella diplodiella* A. colonia en PDA, B-C. picnidios, D. textura angular de picnidios, E-F. conidios. Escala de barra: B-C=100 μm , D-F=10 μm .

Sutton (1969; 1980) considera a *Coniella* Höhn. como sinónimo de *Pilidiella*; sin embargo, Van Niekerk *et al.* (2004) demostraron con análisis filogenéticos la separación de estos dos géneros, *Coniella* se caracteriza por tener especies con conidios oscuros en contraste con los conidios hialinos a marrón de *Pilidiella*, de esta forma las características observadas en esta investigación corresponden a *P. diplodiella* Crous & Van Niekerk.

Se ha reportado a *P. diplodiella* y *C. diplodiella* como agente causal de la podredumbre blanca de la vid (Rossman *et al.*, 2007). *Coniella musaiaensis* var. *hibisci* fue reportado en hojas de *Hibiscus cannabinus* en Nigeria y Bengal (Khatura y Maiti, 1978) y sobre *Hibiscus sabdariffa* en Trinidad y Tobago (Persad y Fortune, 1989). Por su parte McClintock y El Tahir (2004) lo

reportan como causante de las lesiones irregulares, color marrón claro que aparecen en hojas y cálices de jamaica en África Central, Nigeria, región del Caribe y la India. Martínez (2010) reportó en México a *C. musaiaensis* Sutton var. *Hibisci* asociada al manchado necrótico en cálices de jamaica. Correa (2011) confirmó a *Pilidiella diplodiella* como el agente causal de la enfermedad “mancha acuosa” del cultivo de jamaica en Tabasco, México.

3.4.18. *Trichoderma* Pers.

La colonia es de rápido crecimiento, ligeramente algodonosa, de color blanco, formando manchas verdosas por la producción de conidios, su textura es aterciopelada, el reverso de la colonia es de color blanco a cremoso. El micelio está compuesto por hifas inicialmente inmersas, hialinas, septadas, de paredes lisas, con un diámetro de (2.0-) 2.7 (-4.4) μm . Los conidióforos se encuentran hialinos, ramificados, no verticilados, terminando en fiálides, las cuales tienen forma de botella, típicamente dispuestas en verticilos terminales sobre las ramificaciones de los conidióforos o directamente debajo de los septos a lo largo del conidióforo y ramificaciones, se encuentran individuales o en grupo.

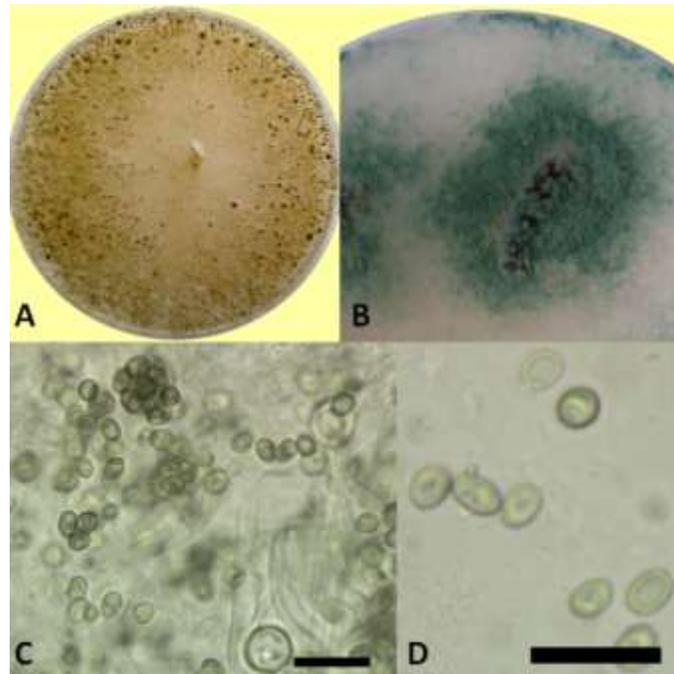


Figura 29. *Trichoderma* spp. A. colonia en PDA, B. colonia sobre tejido de jamaica en PDA, C. conidios y clamidosporas, D. conidios. Escala de barra: C-D=10 μm .

Los conidios son amerosporas, típicamente de color verde fuerte a verde olivo, lisos, ovoides a subglobosos o elipsoidales, nacidos en pequeños racimos terminales, miden (2.8-) 3.6 (-4.3) X (2.0-) 2.7 (-3.3) μm . La colonia presentó clamidosporas intercalares, terminales o solitarias, hialinas a ligeramente verdosas, globosas a subglobosas, miden (5.4-) 7.5 (-10.3) μm de diámetro (figura 29).

Las características observadas en esta investigación corresponden con las citadas por Barnett y Hunter (1998), Chaverri y Samuels (2003), Overton *et al.* (2006), Lezcano *et al.* (2009) y Shah *et al.* (2012) para especies del género *Trichoderma*.

Este género contiene especies cosmopolitas transmitidas por el suelo y frecuentemente se encuentran en madera en descomposición, algunas son económicamente importantes por producir enzimas industriales y antibióticos, o tienen una capacidad antagónica contra otros hongos fitopatógenos. Aunque también se ha encontrado como oportunista en mamíferos, incluyendo el hombre (Druzhinina y Kubicek, 2005).

Esparza (2009) encontró un efecto inhibitorio de hasta 97.5% de *Trichoderma* spp. sobre *Phytophthora parasitica* aislada de tallo y raíz enfermo con síntomas evidentes de la enfermedad “pata prieta de la jamaica”. Eslaminejad *et al.* (2012) demostraron que *T. viride* tiene un efecto inhibitorio marcado *in vitro* sobre *Phoma exigua*, *Fusarium nygamai* y *Rhizoctonia solani*, *Hibiscus sabdariffa* L. Osorio *et al.* (2014) reportaron una disminución del 15% de incidencia de la enfermedad conocida como “pata prieta de la jamaica” en campo y bajo condiciones de invernadero encontraron una disminución de 20 y 30% de incidencia de *Fusarium oxysporum* y *P. parasitica*, respectivamente; además, plantas inoculadas con *T. gamsii* y *T. viride* mostraron un incremento en altura y peso fresco y seco de la plantas de jamaica infectadas con *F. oxysporum*.

3.4.19. *Pithomyces* Berk. & Broome

La colonia es de rápido crecimiento, ligeramente algodonoso o aterciopelado, inicialmente es hialino y conforme madura la cepa se torna color marrón, produce pigmentos difusibles en el medio marrón claro, el reverso de la colonia es de color oscuro. El micelio está compuesto por hifas subhialinas superficiales, ramificadas, septadas que miden (2.3-) 3.9 (-4.9) μm de diámetro.

Los conidióforos se presentan simples, poco diferenciados, surgen lateralmente del micelio, son subhialinos, cortos, miden (5.5-) 14.5 (-21.0) X (1.8-) 2.8 (-3.9) μm de diámetro. Los conidios son dictiosporas con 3 septos transversales y las células intermedias generalmente presentan un septo longitudinal que a menudo está constreñido, son simples, ampliamente elipsoidales a piriformes, equinulados, miden (13.9-) 19.1 (-24.9) X (9.2-) 11.5 (-15.7) μm , están unidos al conidióforo por un dentículo, la célula apical es de color marrón más claro que las células intermedias (figura 30).

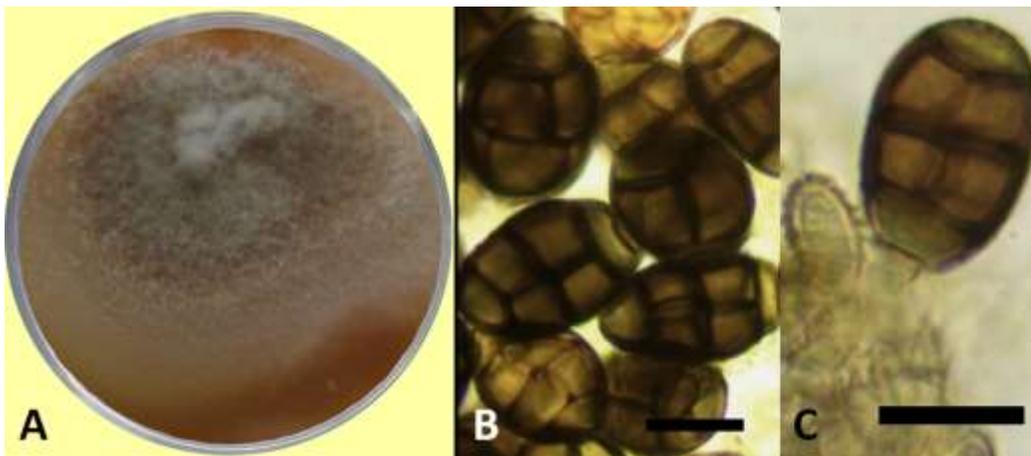


Figura 30. *Pithomyces chartarum* A. colonia en PDA, B-C. conidios. Escala de barra: B-D=10 μm .

De acuerdo con las claves taxonómicas de Ellis (1971) y lo reportado por Dingley *et al.* (1962), Barnett y Hunter (1998) y Ahonsi *et al.* (2010), las características culturales y morfológicas observadas en esta investigación concuerdan con la descripción para *P. chartarum* (Berk. & M.A. Curtis) M.B. Ellis.

Cuando las plantas son infectadas por *P. chartarum* se pueden observar manchas foliares necróticas de color marrón, o bien se puede encontrar, principalmente como un hongo saprófito, conocido como el hongo de la pradera, con gran capacidad de producir la micotoxina esporidesmina, responsable de causar cuadros de eczema facial en ganado alimentado con pastura contaminada con esporas de esta especie (Margarete *et al.*, 1970; Collin *et al.*, 1998; Smith y Towers, 2002; Licoff *et al.*, 2008; Wearn, 2009), de ahí su importancia agrícola. Ahonsi *et al.* (2010) reportaron una incidencia del 100% de tizón en hojas del pasto perenne *Miscanthus x giganteus*, usado para producción de energía, causado por esta especie.

3.5. Frecuencia de géneros de hongos aislados

Se comparó el promedio de frecuencia acumulada de hongos aislados por localidad, con dos niveles de significancia ($\alpha=0.05$ y $\alpha=0.1$) y en ambos casos Ayutla no difirió de Las Mesas; sin embargo, si existió diferencia entre Ayutla y las demás localidades, figura 31:

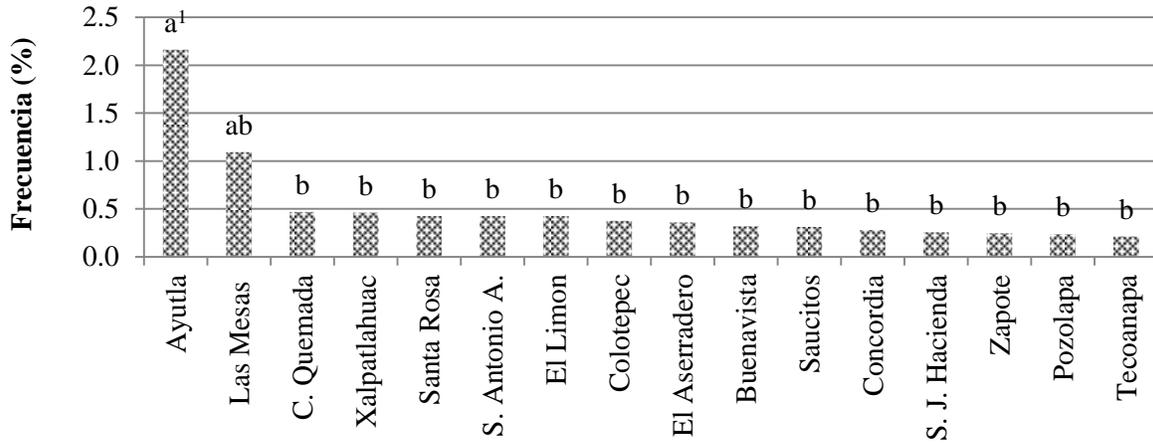


Figura 31. Frecuencia promedio de hongos aislados comparados por localidad. ¹ Medias con la misma letra no son significativamente diferentes; DMS ($\alpha=0.05$)=1.3193, DMS ($\alpha=0.1$)=1.1041.

La comparación del promedio de frecuencias en términos de género (figura 32), con los niveles de significancia $\alpha=0.05$ y $\alpha=0.1$, no mostró una diferencia entre éstos. La diferencia de frecuencias, tanto entre localidades como entre géneros se relacionó con el número de muestras colectadas por sitio de muestreo.

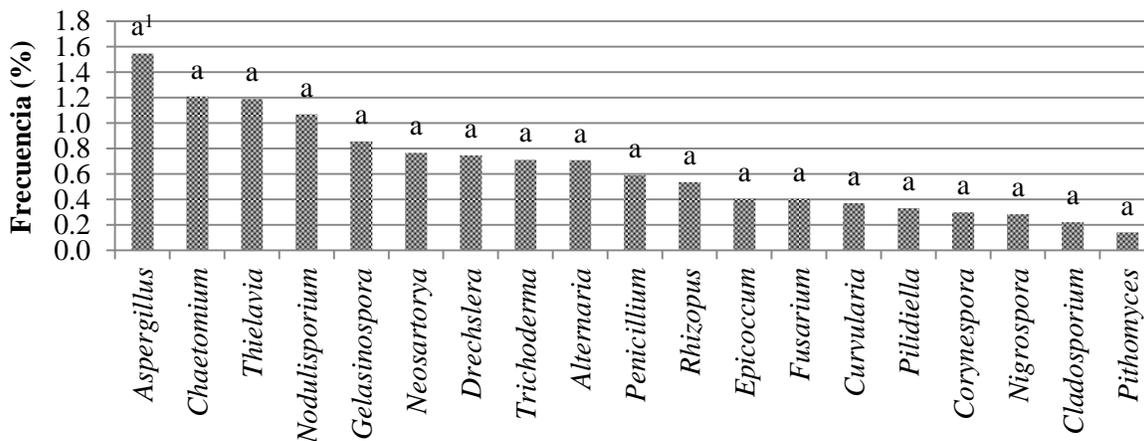


Figura 32. Frecuencia promedio de hongos aislados comparados por género. ¹ Medias con la misma letra no son significativamente diferentes; DMS ($\alpha=0.05$)=1.6829, DMS ($\alpha=0.1$)=1.4083.

Sin embargo, los cinco géneros que se aislaron con mayor frecuencia acumulada, asociados a cálices de jamaica deshidratados fueron *Aspergillus*, *Nodulisporium*, *Alternaria*, *Rhizopus* y *Chaetomium* (ver figura 8). La distribución de éstos hongos en las diferentes localidades muestreadas se observa en la figura 33, donde se aprecia que los cinco géneros más frecuentes solo se encontraron en conjunto en Ayutla y Las Mesas.

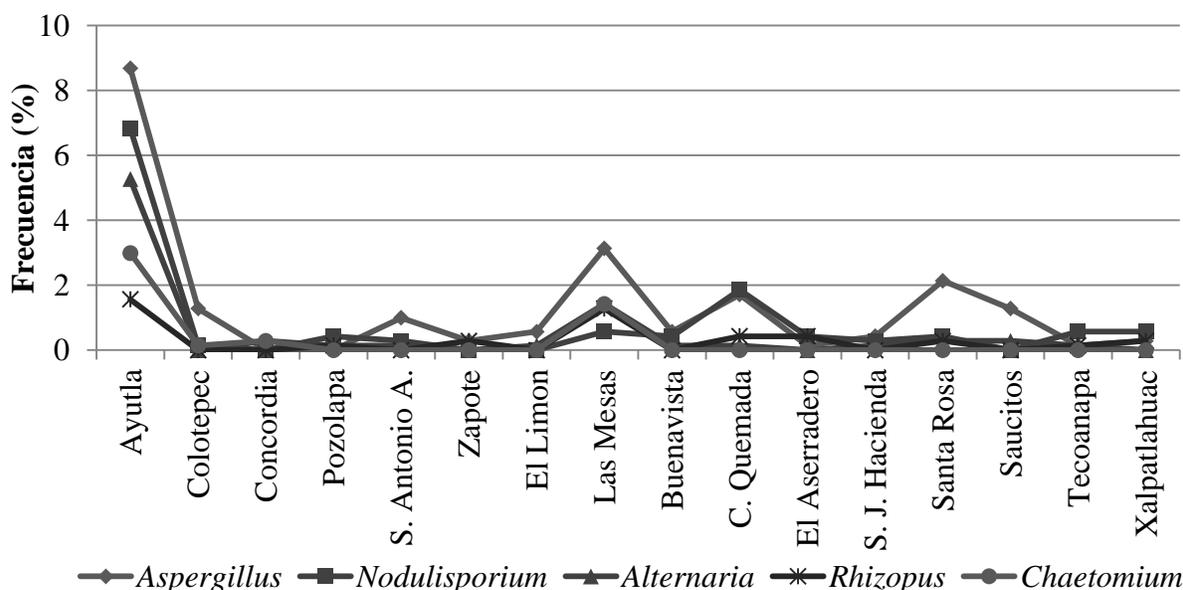


Figura 33. Distribución de los cinco géneros de hongos aislados con mayor frecuencia acumulada en las 16 localidades muestreadas.

La alta incidencia de *Aspergillus* podría atribuirse a la alta concentración de esporas en el aire. Adebayo-tayo y Samuel (2009) mencionan que estas esporas pueden contaminar fácilmente a los cálices durante su deshidratado; a estas condiciones se debe agregar el manejo postcosecha que se da al producto durante el almacenamiento.

Las especies de *Aspergillus* contaminan los productos agrícolas en diferentes etapas incluyendo la pre cosecha, cosecha, proceso y manejo. Los cambios que sufren los alimentos contaminados por este organismo pueden ser sensoriales, nutricionales o cualitativos como color, pudrición y desarrollo de olores y sabores desagradables; sin embargo, la consecuencia más importante es la contaminación por producción de micotoxinas (Perrone *et al.*, 2007).

Hedayati *et al.* (2007) y Méndez y Moreno (2009) coinciden que los efectos después del corto y largo plazo después del consumo de micotoxinas se traduce en desordenes fisiológicos como

toxicidad, citotoxicidad, inmunosupresión, mutagenicidad, carcinogenicidad y teratogenicidad, por tanto, un consumo prolongado de productos contaminados con aflatoxinas puede constituir un riesgo importante para la salud humana.

Por otro lado, se ha reportado a especies de *Nodulisporium*, *Rhizopus* y *C. globosum* causando enfermedades en humanos como alergias, afectando al sistema nervioso central o como un patógeno oportunistas en personas inmunodeprimidas (Naidu *et al.*, 1991; Cox *et al.*, 1994; Umabala *et al.*, 2001; Pontón *et al.* 2002; Teixeira *et al.*, 2003).

3.6. Condiciones ambientales de almacenamiento

Augustburger *et al.* (2000) recomiendan almacenar el producto empacado en bolsas de polipropileno, polietileno o cajas de cartón en espacios protegidos del sol a temperaturas máximas de 15-20 °C y una humedad ambiental máxima del 60%; bajo estas condiciones el producto se puede conservar hasta por 12 a 18 meses.

Las temperaturas promedio registradas en cada almacén fueron de 27.16 y 27.66 °C en Ayutla y Las Mesa, respectivamente. La figura 34 muestra la distribución de la temperatura y la humedad relativa promedio en cada uno de los centros de acopio durante los meses de diciembre de 2012 a mayo de 2013, el comportamiento de las variables fue similar en ambos almacenes.

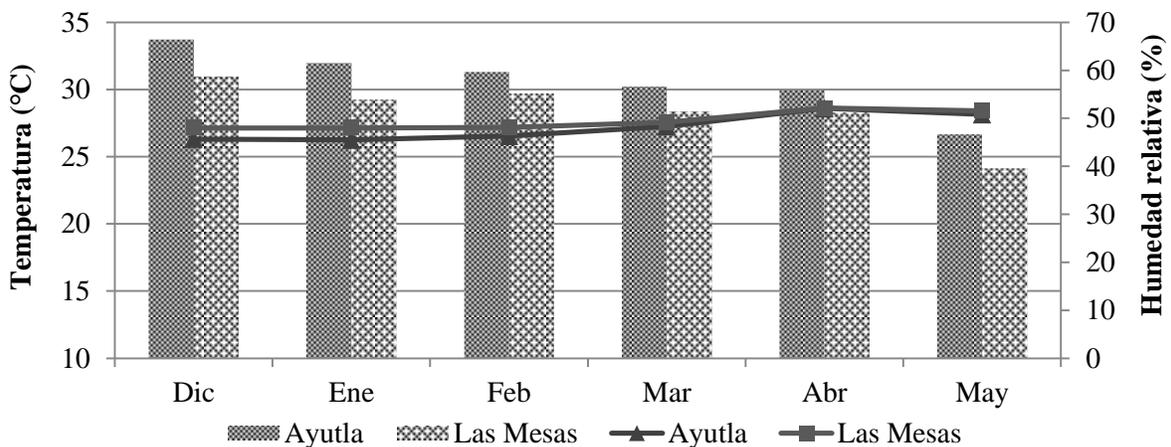


Figura 34. Distribución del promedio de temperatura y humedad relativa en los almacenes de Ayutla y Las Mesas, comparados por mes de almacenamiento.

Las condiciones de almacenamiento que se practican en la zona de estudio difieren de lo anterior, ya que el producto se almacena en cúmulos a granel a temperatura ambiente, la cual registró valores máximos de 28.6 °C.

Kader (1992) menciona que la temperatura es el factor ambiental que tiene una mayor influencia sobre la tasa de deterioro; por cada aumento de 10 °C por encima del óptimo de almacenamiento, la tasa de deterioro aumenta 2 a 3 veces, pues influye en el efecto del etileno, cantidades reducidas del oxígeno y elevadas concentraciones de CO₂. De acuerdo a lo anterior, los cálices de jamaica almacenados en Ayutla y Las Mesas se encontraron en condiciones favorables para su deterioro acelerado. Aunado a esto el daño que puede sufrir el tejido de los cálices durante el deshidratado, deja expuesto el producto al ataque de hongos, y la germinación de esporas y su tasa de crecimiento están altamente influenciadas por la temperatura (Coscollá, 1980; Kader, 1992; Arauz, 1998; Agrios, 2005).

La humedad influye sobre el inicio y desarrollo de enfermedades de las plantas a través de varios mecanismos interrelacionados, interviene en la germinación, penetración del tubo germinativo, esporulación, diseminación, crecimiento y sobrevivencia de hongos (Coscollá, 1980; Arauz, 1998; Agrios, 2005).

La humedad relativa media que se registró en la zona de estudio fue de 57.78% en el almacén de Ayutla y de 51.63% en el almacén de Las Mesas; dichos valores están en los límites superiores recomendados de almacenamiento y de acuerdo a Arauz (1998) la mayoría de los hongos patógenos esporulan mejor a humedades relativas altas que a niveles bajos.

Las condiciones de temperatura y humedad relativa identificadas en los centros de acopio y las prácticas deficientes de manejo pueden favorecer la dispersión de hongos, ya sea que estén presentes en el medio ambiente o que ingresen en cálices contaminados o enfermos.

La variable luminosidad difirió notablemente entre los dos centros de acopio; la figura 35 muestra la distribución de la luminosidad en cada uno de los almacenes durante los meses de diciembre de 2012 a mayo de 2013.

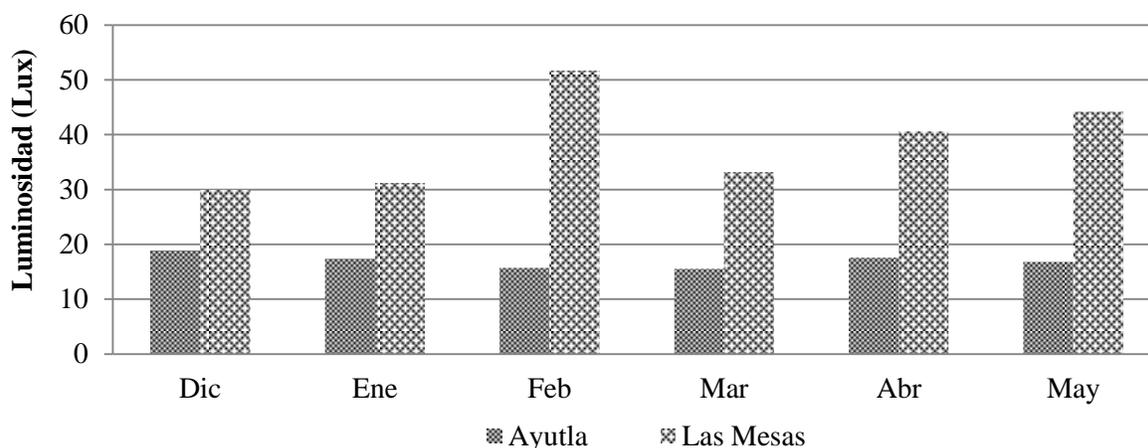


Figura 35. Distribución de luminosidad promedio en los almacenes de Ayutla y Las Mesas, comparados por mes de almacenamiento.

El almacén de Las Mesas presentó mayor luminosidad comparado con el almacén de Ayutla, lo anterior se relaciona con las condiciones propias de las instalaciones, el volumen de acopio y el manejo que se practica en cada bodega. En Ayutla el almacén es de mayor tamaño y dispuesto de tal manera que ingresa poca luz y ventilación, además los cúmulos de producto a granel son de mayor tamaño y el periodo de almacenamiento es mayor, comparado con el volumen acopiado y tiempo de almacenamiento en Las Mesas, donde las instalaciones permiten mayor entrada de luz, ventilación, y el producto generalmente se almacena envasado y tiene una mayor movilidad (figura 36).



Figura 36. A. instalaciones del centro de acopio de Ayutla, B. instalaciones del centro de acopio Las Mesas.

La influencia de la luz sobre el desarrollo de enfermedades, en particular en condiciones naturales, tiene una importancia mucho menor que la que tiene la temperatura o la humedad; por lo general, cuando la intensidad de luz es limitada, se producen plantas con mayor susceptibilidad a patógenos no obligados y la susceptibilidad ante los parásitos obligados disminuye (Agrios, 2005).

Conforme avanza el tiempo de almacenamiento, los acopiadores asperjan agua al producto a granel para evitar pérdidas de peso y facilitar su manipulación, lo que ocasiona que el producto reabsorba agua (Vallecillo y Gómez, 2004; Juliani *et al*, 2009), además de que la humedad en forma de salpicaduras tiene una importante función sobre la distribución y diseminación de muchos patógenos (Agrios, 2005).

3.7. Evaluación de condiciones de almacenamiento Ayutla vs. Las Mesas

En este apartado se compararon las condiciones de almacenamiento de cada centro de acopio, así como la correlación que existe entre cada variable estudiada. Las condiciones ambientales promedio de almacenamiento en ambos centros de acopio fueron diferentes, cuadro 5:

Cuadro 5. Condiciones ambientales de almacenamiento de cálices deshidratados.

Almacén	Altura (msnm)	Temperatura (°C)	Humedad relativa (%)	Luminosidad (lux)
Ayutla	391	27.135 b ¹	58.439 a	16.846 b
Las Mesas	432	27.637 a	52.460 b	38.360 a

¹ Medias con la misma letra dentro de columnas no son significativamente diferentes ($\alpha=0.05$); DMS temperatura=0.162, DMS humedad=0.8993, DMS luminosidad=4.5752.

El porcentaje de humedad promedio de los cálices del almacén de Las Mesas fue ligeramente mayor comparado con los cálices colectados en el almacén de Ayutla, 15.00 y 14.29%, respectivamente, sin embargo, estadísticamente no existió diferencia entre ambos (DMS=1.9268).

Al comparar el contenido de humedad de los cálices por fecha de colecta, en ambos almacenes los cálices más húmedos se colectaron en el mes de mayo de 2013 (figura 37):

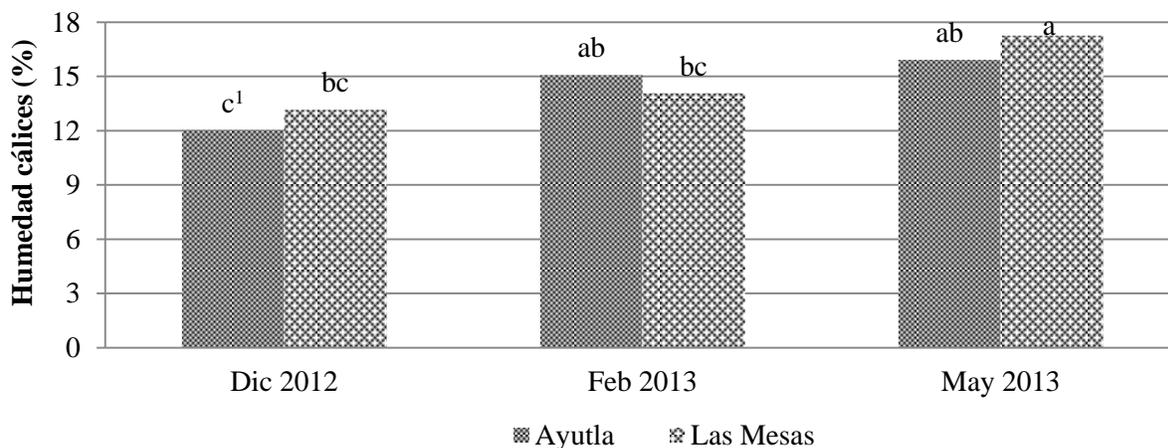


Figura 37. Humedad promedio de cálices en diferentes periodos de muestreo en los almacenes de Ayutla y Las Mesas. ¹ Medias con la misma letra no son significativamente diferentes ($\alpha=0.05$); DMS=3.0321.

Las variaciones en el porcentaje de humedad del producto entre las diferentes fechas de muestreo se debe a las prácticas postcosecha que se realizan en cada almacén; generalmente el acopio de los cálices se realiza en los meses de noviembre y diciembre, poco después de que el productor los ha deshidratado y envasado; mientras que en los meses más calurosos el producto ya se encuentra en el almacén y se asperja con agua para evitar que se quiebre y pierda peso, lo anterior ocasiona que los cálices reabsorban humedad (Kader, 1992). Se determinó una diferencia en el contenido de humedad de los cálices colectados en mayo de 2013 comparados con un menor valor en diciembre de 2012.

Juliani *et al.* (2009) observaron que los cálices de jamaica pueden reabsorber humedad después de haberlos deshidratado y por tanto sufrir cambios durante el almacenamiento. De acuerdo a Vallecillo y Gómez (2004), precisamente de las buenas prácticas de almacenamiento depende que el producto no vuelva a absorber humedad del ambiente, lo que favorecería el crecimiento de hongos, además se evita el contacto con factores como el sol, polvo, roedores e insectos; el almacén debe garantizar que el material cumpla con los parámetros establecidos por las normas de comercialización.

Al comparar la media de incidencia de cálices enfermos entre almacenes, no se encontró diferencia entre Ayutla y Las Mesas, determinando un 54.93 y 48.55%, respectivamente (DMS=15.594), sin embargo, al comparar la incidencia por fecha de colecta se tiene que en el mes de mayo de 2013 se obtuvo un valor medio mayor comparado con los meses de diciembre de 2012 y febrero de 2013.

En la figura 38 se observa la distribución de la incidencia de cálices enfermos comparados por fecha de muestreo. Se observó que a mayor tiempo de almacenamiento aumenta la incidencia de cálices enfermos en ambos almacenes. La incidencia promedio indicó que en el mes de mayo de 2013 se encontraron más cálices enfermos (71.12%) comparado con diciembre de 2012 y febrero de 2013 (39.81 y 50.08 %, respectivamente); aunque no fue significativo, en todos los muestreos se observó que el almacén de Ayutla registró valores mayores a los reportados por el almacén de Las Mesas, lo anterior se puede atribuir a que durante los primeros meses de cosecha, en el almacén de Ayutla se acopió jamaica en sus diferentes grados de calidad, mientras que en Las Mesas solo se recibió producto calidad Extra y Suprema; y para los meses de abril en adelante, que hay escases del producto, en Las Mesas también se recibió la calidad Comercial.

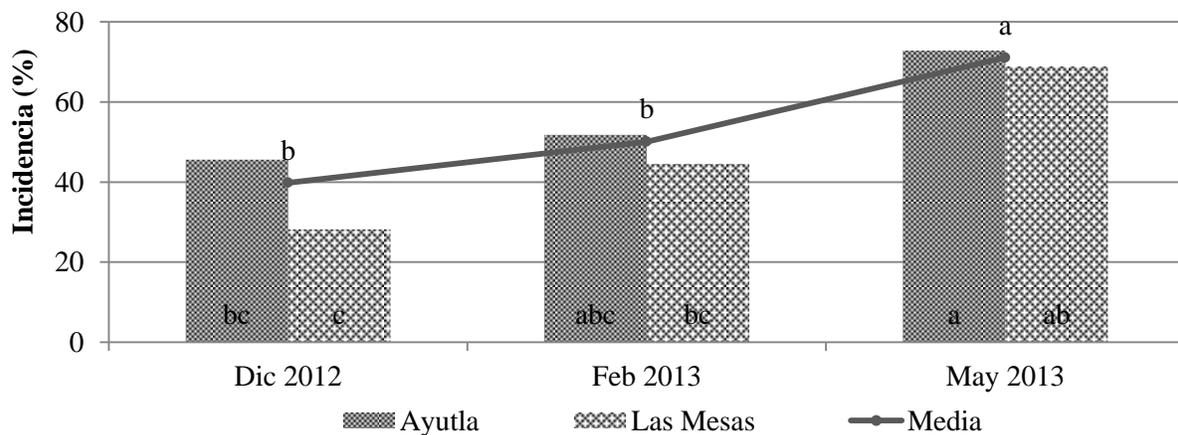


Figura 38. Incidencia de cálices enfermos comparados entre muestreos en los almacenes de Ayutla y Las Mesas. ¹ Medias con la misma letra dentro de la línea y dentro de barras no son significativamente diferentes; DMS entre almacenes= 24.813, DMS promedio =16.21.

Las figura 39 muestra la distribución del número de muestras colectadas de acuerdo a su calidad comercial en cada almacén.

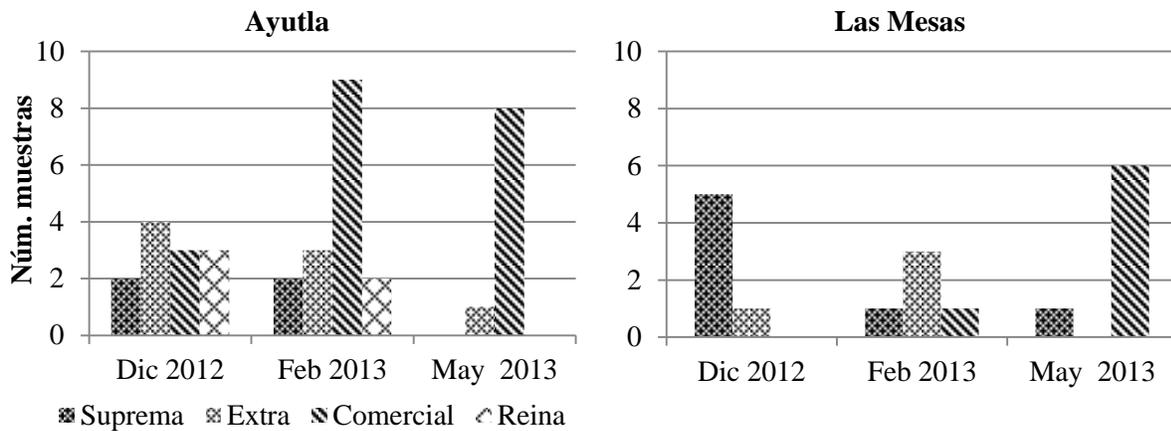


Figura 39. Distribución de muestras colectadas, en sus diferentes grados de calidad en el almacén de Ayutla y Las Mesas.

El manejo postcosecha que se da al producto dentro de los almacenes también influye en la incidencia de los cálices enfermos, ya que éstos tienden a reabsorber humedad; y cuando la temperatura aumenta, la humedad relativa disminuye, es entonces que se humidifican los cálices almacenados con la intención de evitar pérdidas de peso y facilitar su manipulación (Kader, 1992; Vallecillo y Gómez, 2004; Juliani *et al.*, 2009), así mismo, los cúmulos a granel se traspalean de un lugar a otro para ventilar y envasar manualmente el producto; con estas condiciones se favorece el desarrollo de organismos saprófitos (Agrios, 2005).

La figura 40 muestra la comparación de la incidencia de cálices enfermos entre los diferentes grados de calidad, para este análisis solo se consideró las calidades de la variedad criolla por acopiarse en ambos almacenes.

El grado de calidad Comercial mostró una incidencia mayor de cálices enfermos comparado con el grado de calidad con mejor precio económico, la Extra. No se registró diferencia de incidencia de cálices enfermos entre las calidades Suprema y Extra. El número de patógenos aislados en cálices con diferente grado de calidad comercial no mostró una diferencia.

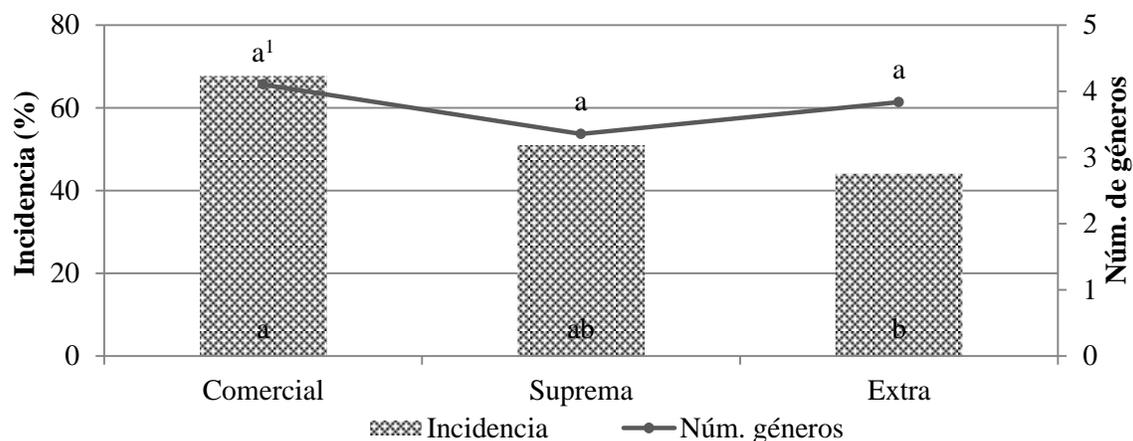


Figura 40. Incidencia de cálices enfermos comparados entre grados de calidad de jamaica variedad criolla, colectados en los almacenes de Ayutla y Las Mesas. ¹ Medias con la misma letra dentro de la línea y dentro de barras no son significativamente diferentes; DMS incidencia= 17.276, DMS número de géneros =1.0481.

La frecuencia de ocurrencia de los géneros aislados fue mayor en la calidad Suprema (1.06%) comparada con las calidades Extra (0.98%) y Comercial (0.86%); sin embargo, la diferencia no fue significativa (DSM=0.277). Es importante aclarar que en el caso del valor con una frecuencia mayor a 1 se debe a que en un mismo trozo de tejido sembrado en PDA o en cámara húmeda podría aislarse más de un género de hongos.

El análisis estadístico, con un nivel de significancia del 5% no indicó diferencia en el número de géneros aislados y su frecuencia, entre ambos almacenes; sin embargo, al aumentar el nivel de significancia a 10% se encontró una diferencia en la frecuencia de los géneros aislados entre Ayutla y Las Mesas (cuadro 6).

Cuadro 6. Número de géneros aislados y su frecuencia comparados entre almacenes con un nivel de significancia del 5 y 10%.

Almacén	Número de géneros		Frecuencia (%)	
	$\alpha=0.05$	$\alpha=0.1$	$\alpha=0.05$	$\alpha=0.1$
Ayutla	13	a ¹	12.25	a
Las Mesas	12	a	5.84	b

¹ Medias con la misma letra dentro de columnas no son significativamente diferentes; DMS núm géneros ($\alpha=0.05$)= 6.2769, DMS frec ($\alpha=0.05$)=6.44; DMS núm géneros ($\alpha=0.1$)= 4.8196, DMS frec ($\alpha=0.1$)=4.9448.

Esta diferencia puede atribuirse a los grados de calidad recibidos en cada almacén y al manejo dentro de los mismos, ya que en Ayutla, fue más común observar la recepción de cálices calidad Comercial, el almacenamiento se realizó por mayor tiempo en cúmulos a granel, compartiendo el mismo espacio para los diferentes grados de calidad, aunado a esto, la humidificación y traspaleo constante del producto favorece que las esporas liberadas se distribuyan fácilmente en el aire y caigan nuevamente en el producto para dañarlo posteriormente (Omemu *et al.*, 2006; Ilondu e Iloh, 2007; Adebayo-tayo y Samuel, 2009), si las condiciones lo permiten.

El cuadro 7 compara el promedio de número de géneros aislados y su frecuencia en los almacenes de Ayutla y Las Mesas comparados entre fechas de muestreo, usando un $\alpha=0.05$ y $\alpha=0.1$, en ambos casos, no se determinó diferencia significativa.

Cuadro 7. Géneros aislados y su frecuencia comparados entre fechas de muestreo, con nivel de significancia del 5 y 10%.

Variable	Dic 2012	Feb 2013	May 2013
Número de géneros aislados	14 a ¹	11 a	12 a
Frecuencia (%)	10.19 a	10.04 a	6.905 a

¹ Medias con la misma letra dentro de filas no son significativamente diferentes; DMS núm géneros ($\alpha=0.05$)= 9.0013, DMS frecuencia ($\alpha=0.05$)=16.45; DMS núm géneros ($\alpha=0.1$)= 6.6563, DMS frecuencia ($\alpha=0.1$)=12.164.

En la figura 41 se muestra la distribución del número de género de hongos aislados y su frecuencia acumulada en cada almacén durante los tres muestreos realizados. El mes de mayo se observó un mayor número de géneros aislados en Las Mesas comparado con Ayutla, esto podría deberse a que el acopiador recibió cálices calidad Comercial, pero la frecuencia siempre fue mayor en Ayutla.

La figura 42 muestra la frecuencia acumulada de los 17 géneros de hongos aislados en los dos almacenes bajo estudio durante las diferentes fechas de muestreo, los géneros *Trichoderma* y *Pithomyces* no estuvieron presentes en las muestras colectadas en los centros de acopio. No se encontró diferencia significativa entre *Aspergillus* y *Nodulisporium*, pero si entre *Aspergillus* y el resto de los aislamientos.

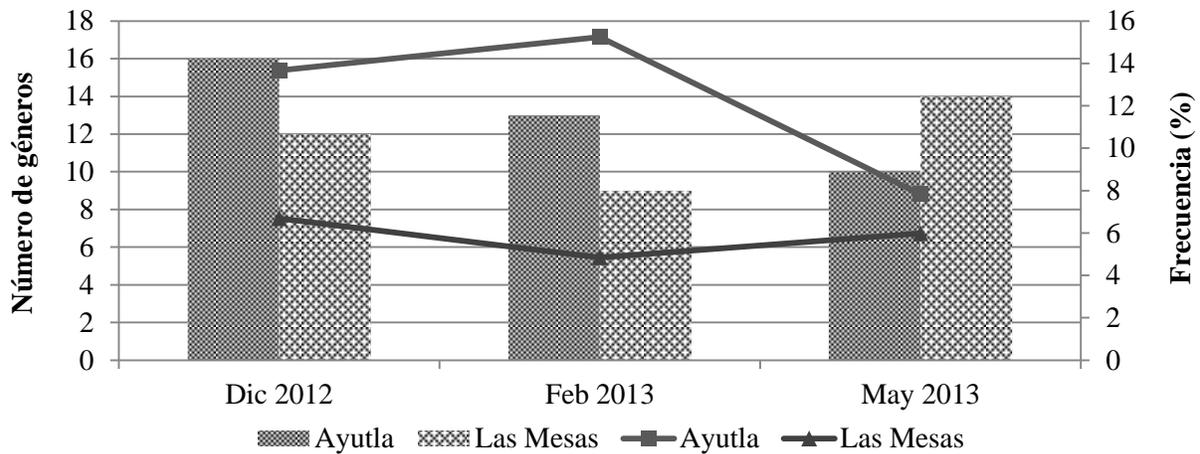


Figura 41. Distribución de número de géneros aislados y su frecuencia acumulada en los almacenes de Ayutla y Las Mesas comparados por fecha de muestreo.

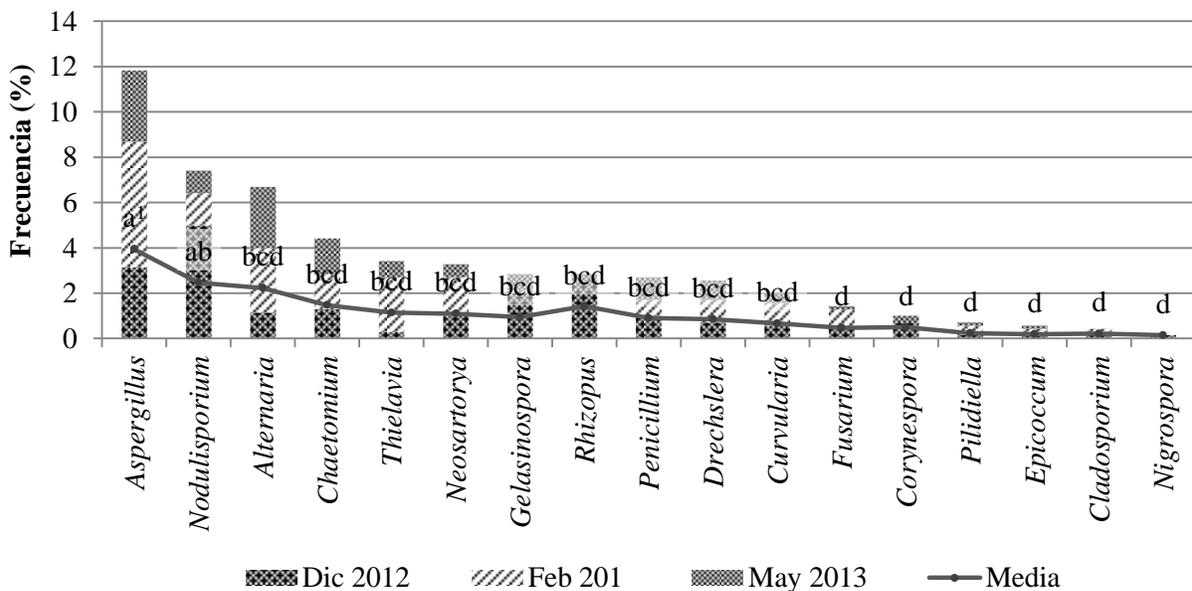


Figura 42. Frecuencia acumulada de géneros aislados en los diferentes periodos de muestreo en los almacenes de Ayutla y Las Mesas. ¹ Medias con la misma letra dentro de la línea no son significativamente diferentes ($\alpha=0.05$); DMS=1.6352.

Se determinó una diferencia entre la frecuencia media de estos hongos al compararlos entre almacenes, con una frecuencia media de 1.728% en el almacén de Ayutla y 0.5207% en el almacén de Las Mesas (DMS=0.7481); sin embargo no se determinó diferencia entre fechas de muestreo con frecuencias de 1.08, 1.382 y 0.91% (DMS= 1.0858) para los meses de diciembre de 2012, febrero y mayo de 2013, respectivamente.

Los cinco géneros aislados con mayor frecuencia fueron *Aspergillus*, *Nodulisporium*, *Alternaria*, *Chaetomium* y *Thielavia*. La frecuencia acumulada de estos 5 géneros en cada almacén se muestra en la figura 43, además se puede comparar con la frecuencia media y la frecuencia total acumulada de cada género. No se determinó diferencia entre la frecuencia de ocurrencia de los cinco géneros, pero al agrupar las medias se observó una diferencia entre *Aspergillus* y *Thielavia*.

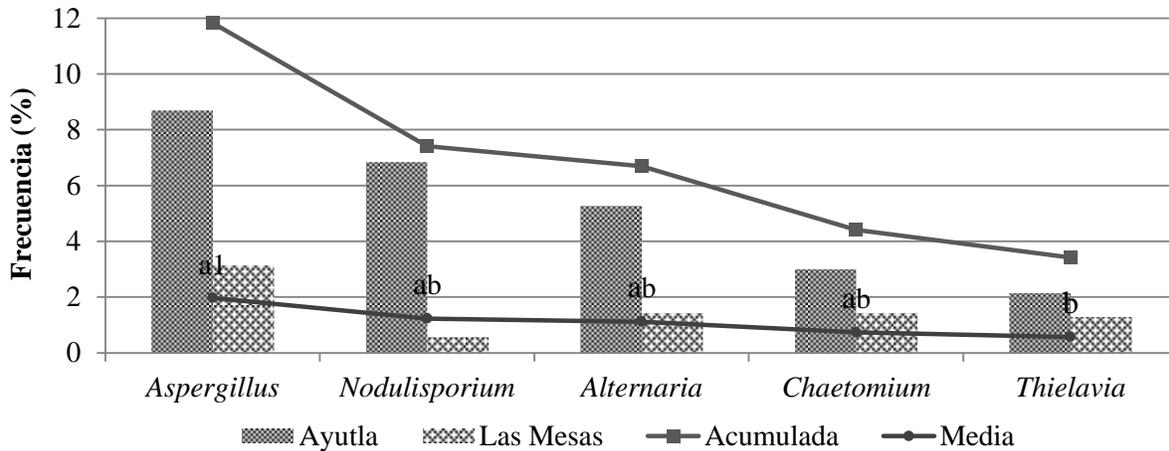


Figura 43. Géneros aislados con mayor frecuencia en los almacenes de Ayutla y Las Mesas.
¹ Medias con la misma letra no son significativamente diferentes; DMS incidencia= 1.3415.

De acuerdo a Adebayo-tayo y Samuel (2009), las esporas de *Aspergillus* pueden contaminar fácilmente el producto durante el deshidratado de los cálices, a esto se atribuye su alta frecuencia y nuevamente el manejo postcosecha juega un papel importante en la contaminación del producto.

Los cálices almacenados a granel, antes de ser envasados, se asperjan con agua para facilitar su manejo, evitando que se quiebren y pierdan peso, y con ello evitar pérdidas económicas; lo anterior facilita que las esporas liberadas se distribuyan fácilmente en el aire y caigan en el producto para después dañarlo. Hedayati *et al.* (2007) mencionan que la composición de la atmosfera tiene un gran impacto en el crecimiento de *Aspergillus*, siendo la humedad relativa la variable más importante.

Ilondu e Iloh (2007) reportaron presencia de *A. flavus*, *A. niger* y levaduras en bebidas a base de extracto de jamaica con un porcentaje de frecuencia de 32, 28 y 40%, respectivamente. Por su parte Adebayo-tayo y Samuel (2009) encontraron *A. terreus*, *A. flavus* y *A. glaucus*, los cuales

produjeron la aflatoxina B1 en un rango de 0.00- 15.76 $\mu\text{mg/kg}$; se ha reportado que este metabolito secundario ha causado varias enfermedades en animales, incluyendo a humanos.

Chagas *et al.* (2000) afirmaron que la fuerte contaminación de hongos ocurre principalmente por malas prácticas de manufactura empleadas durante su manejo o procesamiento; asimismo, aislaron *A. flavus*, *A. niger*, *Emericella*, *Chaetomium*, *Penicillium* y *Thielavia terricola* en pimienta negra y blanca almacenadas.

Finalmente, se realizó un análisis de correlación entre las variables: temperatura (Temp), humedad relativa (HR), luminosidad (Lum), humedad de cálices (Hump), incidencia de cálices enfermos (Ince), número de géneros aislados (Gén) y frecuencia (Frec) de géneros aislados. Los coeficientes de correlación de las variables de almacenamiento de ambos almacenes, se presentan en el cuadro 8.

Cuadro 8. Coeficientes de correlación Pearson entre las variables de almacenamiento.

Variables	Temp	HR	Lum	Hump	Ince	Gén	Frec
Temp	1.000						
HR	<i>-0.968</i>	1.000					
Lum	<i>0.479</i>	<i>-0.473</i>	1.000				
Hump	<i>0.389</i>	<i>-0.458</i>	0.114	1.000			
Ince	<i>0.345</i>	<i>-0.375</i>	-0.025	0.168	1.000		
Gén	-0.109	0.086	-0.219	-0.115	-0.036	1.000	
Frec	-0.210	0.246	-0.054	-0.121	-0.085	<i>-0.286</i>	1.000

Nota: Las correlaciones en cursivas y negritas indican una diferencia significativa de $p < 0.05$.

Se determinó una correlación negativa muy alta entre la temperatura y la humedad relativa, Arauz (1998) menciona que una influencia indirecta de la temperatura en el desarrollo de patógenos es su efecto en la humedad; conforme aumenta la temperatura, la humedad relativa disminuye y más rápidamente se secan las superficies foliares.

Por otro lado, la temperatura de almacenamiento y la humedad de los cálices mostraron una correlación positiva baja, al aumentar la temperatura también aumenta la humedad de los cálices almacenados, esto se debe a que disminuye la humedad relativa, se siguen deshidratando los cálices y los acopiadores asperjan con agua el producto durante su permanencia en los centros de acopio para facilitar su manejo y evitar pérdidas de peso, Juliani *et al.* (2009) observaron que la jamaica puede reabsorber humedad después de haberla deshidratado.

La correlación positiva baja entre la temperatura y la incidencia de cálices enfermos se atribuye a las prácticas postcosecha de los cálices en los centros de acopio, ya que precisamente de las buenas prácticas de almacenamiento y manejo postcosecha depende que el producto no vuelva a absorber humedad del ambiente, lo que favorecería el crecimiento de hongos (Vallecillo y Gómez, 2004) y por tanto aumentaría la incidencia de cálices enfermos.

Al aumentar la temperatura aumenta la luminosidad de almacenamiento, esta correlación positiva moderada, depende del diseño y/o prácticas postcosecha propias de cada almacén. Sin embargo, Agrios (2005) menciona que la luminosidad es un factor de menor importancia para el desarrollo de enfermedades.

El número de géneros aislados mostró una correlación negativa baja con su frecuencia acumulada, esto se atribuye a la clasificación visual de las calidades que realizan los acopiadores al momento de recibir la jamaica, ya que podría recibirse un cáliz aparentemente sano, calidad Extra y realmente estar contaminado superficialmente con esporas presentes en el aire.

3.8. Recomendaciones

El consumo de alimentos a base cálices contaminados por fitopatógenos productores de micotoxinas puede resultar un riesgo toxicológico, por lo que se sugiere continuar esa línea de investigación. Es indispensable aplicar métodos adecuados de manejo y almacenamiento para reducir la incidencia de micotoxinas, ya que una vez que los productos se contaminan es muy difícil su eliminación o control.

La jamaica es un producto no perecedero, que solo requiere de algunos cuidados para conservar su estado natural después de la cosecha. El proceso de deshidratación de los cálices debe ser rápido para evitar enmohecimiento, para que el producto se almacene con una humedad menor al 12%, con una adecuada ventilación.

Se recomienda almacenar el producto en lugares frescos, para evitar la pérdida de aroma y evitar un cambio de color, además de evitar la reabsorción de humedad que pueda generar una contaminación de hongos saprófitos.

IV. CONCLUSIONES

El 81.1% de las muestras analizadas supera el límite superior de humedad (en promedio 14.55%) establecido por la NMX-FF-115-SCFI-2010 y sugerido por varios autores para su comercialización.

Se aislaron 19 géneros de hongos asociados a los cálices deshidratados y almacenados de jamaica en las 16 localidades muestreadas, los 5 géneros más frecuentemente fueron *Aspergillus*, *Nodulisporium*, *Alternaria*, *Rhizopus* y *Chaetomium*. En los centros de acopio de Ayutla y Las Mesas se aislaron 17 géneros y los más frecuentes fueron *Aspergillus*, *Nodulisporium*, *Alternaria*, *Chaetomium* y *Thielavia*.

Se determinó diferencia significativa ($\alpha=0.1$) en la frecuencia acumulada de los hongos aislados entre almacenes, esto se debe al manejo que se da dentro de cada centro de acopio; en Ayutla el almacenamiento se realizó por mayor tiempo en cúmulos a granel y los diferentes grados de calidad comparten espacio, aunado a ello el traspaleo y humidificación constantes favorecieron el desarrollo de organismos saprófitos.

Las condiciones de temperatura y humedad fueron similares en los almacenes de Ayutla y Las Mesas, la diferencia en la luminosidad depende de las condiciones físicas de cada almacén.

La incidencia promedio de cálices “enfermos” fue de 54.78% y no se encontró diferencia significativa entre las 16 localidades visitadas. No se encontró diferencia en la incidencia de cálices con síntomas de manchado y/o tizón en las puntas en los almacenes de Ayutla (54.93%) y Las Mesas (48.55%). Asimismo, no se encontró diferencia significativa al comparar la incidencia entre los diferentes grados de calidad, debido a que la escala para su evaluación fue nominal, es decir, no se consideró la severidad de la enfermedad a clasificar los cálices “enfermo” o “no enfermos”.

Se tuvo una mayor incidencia de cálices enfermos en el mes de mayo (71.12%), comparadas con los cálices colectados en diciembre de 2012 (39.81%) y febrero de 2012 (50.08%), esto se atribuye a la humidificación que se realiza a los cálices, lo que favorece el desarrollo de organismos saprófitos.

V. LITERATURA CONSULTADA

- Abarca, M.L. 2000. Taxonomía e identificación de especies implicadas en la aspergiliosis nosocomial. *Revista Iberoamericana de Micología* 17: S79-S84
- Abubakar, S., Usman, A.B., Etim, V., Nnadi, O. and Alaku, C. 2012. Application of organic dyes from roselle calyx (*Hibiscus sabdariffa* linn) for mycological staining. *Indian Journal of Innovations and Developments* 1 (9): 687-690.
- Adebanjo, A. and Ikotun, T. 1994. Effect of harvest season on the incidence of seed-borne mycoflora of three Amaranthus cultivars. *Mycopathologia* 128: 25-32.
- Adebayo-tayo, B. C. and Samuel, U.A. 2009. Microbial quality and proximate composition of dried *Hibiscus sabdariffa* calyces in Uyo, Eastern Nigeria. *Malaysian Journal of Microbiology* 5 (1): 13-18.
- Adejumo, T.O., Hettwer, U. and Karlovsky, P. 2007. Occurrence of *Fusarium* species and trichothecenes in Nigerian maize. *International Journal of Food Microbiology* 116: 350-357.
- Aggarwal, R., Tewari, A.K., Srivastava, K.D. and Singh, D.V. 2004. Role of antibiosis in the biological control of spot blotch (*Cochliobolus sativus*) of wheat *Chaetomium globosum*. *Mycopathologia* 157: 369-377.
- Agrios, G.N. 2005. *Plant Pathology*. Fifth Edition. Academic press. New York, USA. 922 pp.
- Ahonsi, M.O., Agindotan, A.O., Williams, D.W., Arundale, R., Gray, M.E., Voigt, T.B. and Bradley, C.A. 2010. First report of *Pithomyces chartarum* causing a leaf blight of *Miscanthus x giganteus* in Kentucky. *Plant Disease* 94 (4): 480.
- Alarcón, C.N., Ariza, F.R., Barrios, A.A., Noriega, C.D.H. y Legaria, S.J.P. 2012a. Exploración y caracterización morfológica de poblaciones de la jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.) del estado de Guerrero, México. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas* 3(3): 601-609.
- Alarcón, A.J., Zamilpa, A., Alarcón, A.F., Herrera, R.M., Tortoriello, J. and Jiménez, F.E. 2012b. Pharmacological characterization of the diuretic effect of *Hibiscus sabdariffa* Linn (Malvaceae) extract. *Journal of Ethnopharmacology* 139: 751-756.
- Almaguer, M., Rojas, T.I., Dobal, V., Batista, A and Aira, M. 2013. Effect of temperature on grown and germination of conidia in *Curvularia* and *Bipolaris* species isolated from the air. *Aerobiologia* 29: 13-20.
- Al-Sadi, A.M., Al-Jabri, A.H., Al-Mazrouni, S.S. and Al-Mahmooli, I.H. 2012. Characterization and pathogenicity of fungi and oomycetes associated with root diseases of date palms in Oman. *Crop Protection* 37: 1-6.

- Andrew, M., Peever, T.L. and Pryor, B.M. 2009. An expanded multilocus phylogeny does not resolve morphological species within the small-spored *Alternaria* species complex. *Mycologia* 101 (1): 95-109.
- AOAC. 1984. Association of Official Analytical Chemist Inc. Official methods of analysis. Twelfth Edition. St. Paul. Minnesota, USA.
- Arauz, C.L.F. 1998. Fitopatología un enfoque agroecológico. Editorial de la Universidad de Costa Rica. San José, C.R. pp. 201-228.
- Arbex, C.N.E., Pereira, P.J.E.B., Graças, C.M., Ramalho, M.A., Bertolucci, S.K.V., Guimarães, S.F. and Filho, N.D. 2004. Planting time for maximization of yield of vinegar plant calyx (*Hibiscus sabsadiffa* L.). *Ciência e Agrotecnologia* 28 (3): 542-551.
- Arenal, F., Platas, G. Martín, J, Salazar, O. and Peláez, F. 1999. Evaluation of different PCR-based DNA fingerprinting techniques for assessing the genetic variability of isolates of the fungus *Epicoecum nigrum*. *Journal of Applied Microbiology* 87: 898-906.
- Arx, J.A von. 1975. On *Thielavia* and some similar genera of ascomycetes. *Studies in Mycology* No. 8. CBS-KWAN. Utrecht the Netherlands. 32pp. Disponible en http://www.cbs.knaw.nl/publications/1008/content_files/content.htm. Fecha de consulta: 14 de Junio de 2014.
- Asgari, B. and Zare, R. 2011. The genus *Chaetomium* in Iran, a phylogenetic study including six new species. *Mycologia* 103 (4): 863-882. DOI: 10.3852/10-349.
- Augustburger, F., Berger, J., Censkowsky, U., Heid, P., Milz, J., y Streit, C. 2000. Agricultura orgánica en el trópico y subtropical. Guía de 18 cultivos. Hibisco. Asociación Naturland. Gräfelfing, Alemania. 13 pp.
- Avelar, M.J.J., Galindo, O.M., Lara, H.A., Llamas, Ll.J.J., Luna, F.M., Salas, L.M.A. y Cabral, E.M. 2011. Hongos asociados con la enfermedad “miada de perro” en el cultivo de chile. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas* 2 (1): 155-160.
- Azharul, K. and Hawlader, M.N.A. 2006. Performance evaluation of a v-groove solar air collector for drying applications. *Applied Thermal Engineering* 26: 121-130.
- Bacon, C.W. and Nelson, P.E. 1994. Fumonisin production in corn by toxigenic strains of *Fusarium moniliforme* and *Fusarium proliferatum*. *Journal of Food Protection* 6:460-546.
- Barnett, H. L. and Hunter, B. B. 1998. Illustrated genera of imperfect fungi. Fourth Edition. APS Press. St. Paul, Minesota, USA. 218 pp.
- Barron, G.J. 1964. A new genus of the Hyphomycetes from soil. *Mycologia* 56 (4): 514-518. Disponible en <http://www.jstor.org/discover/10.2307/3756356?uid=3738664&uid=2&uid=4&sid=21104662525437>. Fecha de consulta: 11 de Julio de 2014.

- Battilani, P., Pietri, A., Bertuzii, T., Languasco, L., Giorni, P. and Kozakiewicz, Z. 2003. Occurrence of ochratoxin A-producing fungi in grapes grown in Italy. *Journal of Food Protection* 66 (4): 633-636.
- Baysal, T., Icier, F., Ersus, S. and Yildiz, H. 2003. Effects of microwave and infrared drying on the quality of carrot and garlic. *European Food Research Technology* 218:68-73.
- Bensch, T.E. y Guerrero, C.J. 2001. Eficacia de benomilo+captan y BC1000 en el control de *Botrytis cinerea* y *Alternaria alternata* en arándano alto (*Vaccinium corymbosum*) cv. bluejay. *Agro sur* 29 (1): 12-19.
- Bensch, K., Groenewald, J.Z., Dijksterhuis, J., Starink-Willemse, M., Andersen, B., Summerell, B.A., Shin, H.-D., Dugan, F.M., Schroers, H.-J. and Crous, P.W. 2010. Species and ecological diversity within the *Cladosporium cladosporioides* complex (*Davidiellaceae*, *Capnodiales*). *Studies in Mycology* 67: 1-94.
- Bhaskara, R.M.V., Angers, P., Castaigne, f. and Arul J. 2000. Chitosan effects on blackmold rot and pathogenic factors produced by *Alternaria alternata* in postharvest tomatoes. *Journal of the American Society for Horticultural Science* 125 (6): 742-747.
- Bleoju, M.M. and González, S.M.L. 2007. Study about the stability and some technological properties of the pigments synthesized by *Epicoccum nigrum*. *Innovative Romanian Food Biotechnology* 1: 37-44.
- Boo, J.L. 2009. Effect of sun drying and oven drying on quality of roselle (*Hibiscus sabdariffa* Linn). Tesis Bachelor of Food Science with Honours in Food Technology and Bioprocessing. Universiti Malaysia Sabah. Kota Kinabalu, Sabah, Malaysia. 118 pp.
- Booth, C., 1977. *Fusarium*: Laboratory guide to the identification of the major species. Commonwealth Mycological Institute. Kew, Surrey, England. 58 pp.
- Booth, C. and Shipton, W.A. 1966. *Thielavia pilosa* sp. Nov., with key to species of *Thielavia*. *Transactions of the British Mycological Society* 49 (4): 665-667.
- Cabañes, F.J., Bragulat, M.R. and Castellá, G. 2010. Ochratoxin A producing species in the genus *Penicillium*. *Toxins* 2: 1111-1120.
- Cai, L., Jeewon, R. and Hyde, K.D. 2006. Phylogenetic investigations of *Sordariaceae* based on multiple gene sequences and morphology. *Mycological Research* 110: 137-150.
- Calvo, A.M. 2004. Mycotoxins. In *Toxins in Foods*, Sikorski, Z.E. and Dabrowski, W.M. (Eds). CRC Press. Florida, USA.
- Campbell, C.L. and Madden, L.V. 1990. Introduction to plant disease epidemiology. Jhon Wiley and Son. New York, USA. 532 pp.

- Cendoya, E., Farnochi, M.C., Chulze, S.N. and Ramírez, M.L. 2014. Two-dimensional Environmental profiles of growth and fumonisin production by *fusarium proliferatum* on a wheat-based substrate. *International Journal of Food Microbiology* 182-183: 9-7.
- Chagas, O.F.F., Kozakiewicz, Z. and Russell, M.P.R. 2000. Mycoflora and mycotoxins in Brazilian black pepper, white pepper and Brazil nuts. *Mycopathologia* 149: 13-19.
- Chaverri, P. and Samuels, G.J. 2003. *Hypocrea/Trichoderma* (Ascomycota, Hypocreales, Hypocreaceae): species with green ascospores. *Studies in Mycology* 48: 1-30.
- Chen, R.S., Wang, W.L., Li, J.C., Wang, Y.Y. and Tsay, J.G. 2009. First report of papaya scab caused by *Cladosporium cladosporioides* in Taiwan. *Plant Disease* 93 (4): 426.
- Chivers, A.H. 1912. Preliminary Diagnoses of new species of *Chaetomium*. *Proceeding of the American Academy of Arts and Sciences* 48 (4):83-88. Disponible en <http://www.jstor.org/stable/20022812>. Fecha de consulta: 28 de Julio de 2014.
- Ciegler, A. 1978. Fungi that produce mycotoxins: conditions and occurrence. *Mycopathologia* 65: 5-11.
- Collin, R.G., Odriozola, E. and Towers N.R. 1998. Sporidesmin production by *Pithomyces chartarum* isolates from Australia, Brazil, New Zeland and Uruguay. *Mycological Research* 102 (2): 163-166.
- Correa, S.E. 2011. Etiología de la mancha acuosa de la jamaica (*Hibiscus sabdariffa*) en Tabasco, México. Tesis de Maestría en Ciencias. Colegio de Postgraduados. Texcoco, Edo. de México, México. 65 pp.
- Correa, S.E., Ortiz, G.C.F., Torres, C.M., Bautista, M.C.C., Rivera, C.M.C., Lagunes, E.L.C., Hernández, S.J.H. 2011. Etiología de la mancha acuosa de la jamaica (*Hibiscus sabdariffa*) en Tabasco, México. *Revista Mexicana de Fitopatología* 29 (2): 165-167.
- Coscollá, R. 1980. Incidencia de los factores climatológicos en la evolución de las plagas y enfermedades de las plantas. *Boletín de Sanidad Vegetal. Plagas* 6: 123-139.
- Cox, G.M., Schell, W.A., Scher, R.L. and Perfect, J.R. 1994. First report of involvement of *Nodulisporium* species in human disease. *Journal of Clinical Microbiology* 32 (9): 2301-2304.
- Crous, P.W., Verkley, G.J.M., Groenewald, J.Z. and Samson R.A. 2009. *Fungal Biodiversity*. CBS-KNAW Fungal Biodiversity Centre, Utrecht, The Netherlands. 269 pp.
- Cullen, D. and Andrews, J.H. 1984. Evidence for the role of antibiosis in the antagonism of *Chaetomium globosum* to the apple scab pathogen, *Venturia inaequalis*. *Canadian Journal of Botany* 62 (9): 1819-1823.

- Da-Costa-Rocha, I., Bonnlaender, B., Sievers, H., Pischel, I. and Heinrich M. 2014. *Hibiscus sabdariffa* L. – A phytochemical and pharmacological review. Food Chemistry 165: 424-443.
- Delgado, M.C.G., Castaño, Z.J. and Villegas, E.B. 2013. Caracterización del agente causante de la roña del maracuyá (*Passiflora edulis f. flavicarpa* Degener) en Colombia. Revista de la Academia Colombiana de Ciencias XXXVII (143): 215-227.
- Deng, H., Pei, T.Y., Shivas, R.G. and Chun, N.Y. 2014. *Curvularia tsudae* comb. nov. et nom. nov., formerly *Pseudocochliobolus australiensis*, and a revised synonymy for *Curvularia australiensis*. Mycoscience XXX: 1-5.
- Dettman, J.R., Harbinski, F.M. and Taylor, J.W. 2001. Ascospore morphology is a poor predictor of the phylogenetic relationships of *Neurospora* and *Gelasinospora*. Fungal Genetics and Biology 34: 49-61.
- Dingley, J.M. 1962. *Phthomyces chartarum*, its occurrence morphology, and taxonomy. New Zealand Journal of Agricultural Research 5:1-2, 49-61. Disponible en <http://dx.doi.org/10.1080/00288233.1962.10419976>. Fecha de consulta: 23 de Julio de 2014.
- Di Pietro, A., Gut-Rella, M., Pachlatko, J.P. and Schwinn, F.J. 1992. Role of antibiotics produced by *Chaetomium globosum* in biocontrol of *Pythium ultimum*, a causal agent of damping-off. Phytopathology 82 (2): 131-135.
- Dixon, L.J., Schlub, R.L., Pernezny, K. and Datnoff, L.E. 2009. Host specialization and phylogenetic diversity of *Corynespora cassiicola*. Phytopathology 99 (9): 1015-1027.
- Doughari, J.H., Alabi, G. and Elmahmood, A.M. 2007. Effect of some chemical preservatives on the shelf-life of sobo drink. African Journal Microbiology Research 2: 037-041.
- Druzhinina, I., Kubicek, C. 2005. Species concepts and biodiversity in *Trichoderma* and *Hypocrea*: from aggregate species to species clusters?. Journal of Zhejiang University Science 6B (2): 100-112.
- Ellis, M. B. 1971. More Dematiaceous Hyphomycetes. Commonwealth Mycological Institute. Kew, Surrey, UK. 507 p.
- Eslaminejad, P.T., Ansaria, M. and Elaminejad, T. 2012. Evaluation of the potential of *Trichoderma viride* in the control of fungal pathogens of roselle (*Hibiscus sabdariffa* L.) *in vitro*. Microbial Pathogenesis 52 (4): 201-205.
- Esparza, L.L.L. 2009. Efectividad “*in vitro*” de cepas nativas de *Trichoderma* spp. en aislados de *Phitophthora parasítica* D. obtenidos de plantas de jamaica. Tesis de Maestría en Ciencias. Colegio de Postgraduados. Texcoco, Edo. de México, México. 69 p.
- Essien, B.C., Taiga, A., Suleiman, M.N., Idachaba, S.O., Aniama, S.O. and Edegbo, E. 2013. A study of airborne fungal spores of Anyigba, Kogi state, Nigeria. American Journal of Biomedical and Life Science 1 (49): 70-74.

- Fang, K.F., Huang, J.B. and Hsiang, T. 2006. First report of brown leaf spot caused by *Bipolaris australiensis* on *Cynodon* spp. in China. *New Disease Reports* 14: 15.
- FAO. 1993. Food and Agriculture Organization. Prevención de pérdidas de alimentos poscosecha: frutas, hortalizas, raíces y tubérculos. Roma. Italia. Disponible en <http://www.fao.org/docrep/t0073s/t0073s00.htm>. Fecha de consulta: 15 de Abril de 2014.
- FAO. 2003. Food and Agriculture Organization. Manual sobre la aplicación del sistema de análisis de peligros y de puntos críticos de control (APPCC) en la prevención y control de las micotoxinas. Estudio FAO Alimentación Nutrición 73. Disponible en <http://www.fao.org/docrep/005/y1390s/y1390s04.htm>. Fecha de consulta: 03 de Agosto de 2014.
- FAO. 2004. Food and Agriculture Organization. Hibiscus: Post-production management for improved market acces. 19 pp. Disponible en http://www.fao.org/fileadmin/user_upload/inpho/docs/Post_Harvest_Compndium_-_Hibiscus.pdf. Fecha de consulta: 22 de Mayo de 2014.
- Fávaro, L.C.dL., de Melo, F.L., Aguilar-Vildoso, C.I. and Araújo, W.L. 2011. Polyphasic analysis of intraspecific diversity in *Epicoccum nigrum* warrants reclassification into separate species. *PloS ONE* 6 (8): e14828. doi: 10.1371/journal.pone.0014828.
- Félix, G.R. y Gálvez, F.C.A. 2002. Control del moho negro, *Alternaria alternata* (Fr.:Fr) en el fruto de tomate (*Lycopersicon esculentum* Mill.) considerando unidades calor y variables ambientales para la aplicación de azoxystrobin en Sinaloa, México. *Revista Mexicana de Fitopatología* 20 (1): 72-76.
- Fogle, M.R., Douglas, D.R., Jumper, C.A. and Straus, D.C. 2007. Growth and mycotoxin production by *Chaetomium globosum*. *Mycopathologia* 164: 49-56.
- Fraire, C.M.L., Nieto, A.D., Cárdenas, S.E. Gutiérrez, A.G., Bujanos, M.R. y Vaquera, H.H. 2010. *Alternaria tenuissima*, *A. alternata* y *Fusarium oxysporum* hongos causantes de la pudrición del florete de brócoli. *Revista Mexicana de Fitopatología* 28 (1): 25-33.
- Frisón, L., Sobrero, S., De Jesus, J., de Basilico, M. y Basilico, J. 2012. Identificación y caracterización de especies de *Neosartorya* aisladas de frutillas (*Fragaria* spp.) frescas y tratadas térmicamente. *Revista Venezolana de Ciencia y Tecnología de Alimentos* 3 (2): 319-329.
- Frisvad, J.C. and Samson, R.A. 2004. Polyphasic taxonomy of *Penicillium* subgenus *Penicillium*. A guide to identification of food and air-borne tervecillate penicillia and their mycotoxins. *Studies Mycology* 49: 1-174.
- Frisvad, J., Frank, J.M., Houbraken, J.A.M.P., Kuijpers, A.F.A. and Samson, R.A: 2004. New ochratoxin A producing species of *Aspergillus* section *Circumdati*. *Studies in Mycology* 50: 23-43.

- Frisvad, J.C., Thrane, U., Samson, R.A., Pitt, J.I. 2006. Important mycotoxins and the fungi which produce them. *Advances in Experimental Medicine and Biology* 571: 3-31.
- Fundación Produce Guerrero, A.C. 2012. Agenda de innovación Estatal 2012-2015. SAGARPA-Secretaría de Desarrollo Rural. 77-86 pp. Disponible en <http://fundacionproduceagro.org.mx/wp-content/uploads/2013/09/Agenda+2012-2015.pdf>. Fecha de consulta 02 de Junio de 2014.
- Galicia, F.L.A., Salinas, M.Y., Espinoza, G.B.M. y Sánchez, F.C. 2008. Caracterización fisicoquímica y actividad antioxidante de extractos de jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.) nacional e importada. *Revista Chapingo Serie Horticultura* 14 (2): 121-129.
- García, D., Stchigel, A.M., Cano, J., Guarro, J. and Hawksworth, D.L. 2004. A synopsis re-circumscription of *Neurospora* (syn. *Gelasinospora*) based on ultrastructural and 28S rDNA sequence data. *Mycological Research* 108 (10): 1119-1142.
- García, V.R., Zavaleta, M.E., Rojas, M.R.I, Leyva, M.S.G., Kilpatrick, S.J. y Fuentes, D.G. 2005. Antagonismo de *Cladosporium* sp. contra *Puccinia horiana* Henn. causante de la roya blanca del crisantemo (*dendranthema grandiflora* Tzvelev). *Revista Mexicana de Fitopatología* 23 (1): 79-86.
- García, A.G. y Martínez, F.R. 2010. Especies de *Fusarium* en granos de maíz recién cosechado y desgranado en campo en la región de ciudad Serdán, Puebla. *Revista Mexicana de Biodiversidad*. 8 (1): 15-20.
- Gerlach, W. and Nirenberg, H. 1982. The genus *Fusarium*-a Pictorial Atlas. *Mitteilungen aus der Biologischen Bundesanstalt für Land- und Forstwirtschaft*. Berlin-Dahlem 177-180; 309-312 pp.
- Goswami, R.S. Dong, Y. and Punja, Z.K. 2008. Host range and mycotoxin production by *Fusarium equiseti* isolates originating from ginseng fields. *Canadian Journal of Plant Pathology* 30: 155-160.
- Gradinaru, G., Biliaderis, C.G., Kallitharaka, S., Kefalas, P., García-Viguera, C. 2003. Thermal stability of *Hibiscus sabdariffa* L. anthocyanins in solution and solid state: effects of copigmentation and glass transition. *Food Chemistry* 83: 423-436.
- Hanlin, R.T. 1997. *Illustrated genera of Ascomycetes*. APS Press. St. Paul, Minnessota, USA. 263 pp.
- Hassan, R. U.I., Syed, Strobel, G., Geary, B. and Sears, J. 2013. An endophytic *Nodulisporium* sp. fom Central America producing volatile organic compounds with both biological and fuel potential. *Journal of Microbiology and Biotechnology* 23 (1): 29-35.
- Hedayati, M.T., Pasqualotto, A.C., Warn, P.A., Bowyer, P. and Denning D.W. 2007. *Aspergillus flavus*: human pathogen, allergen and Mycotoxin producer. *Microbiology* 153: 1677-1692.

- Hernández, L.A.N., Bautista, B.S., Velázquez, V.M. y Trejo, J.L. 2006. Identification of *Rhizopus stolonifer* (Ehrenb.:Fr.) Vuill., causal agent of *Rhizopus* rot disease of fruits and vegetables. *Revista Mexicana de Fitopatología* 24 (1): 65-69.
- Hernández, M.J. 2010. Cultivo de la jamaica en México, historia y evolución. Memoria Encuentro Nacional de Productores de Jamaica. Montecillo, Texcoco, Estado de México. pp: 6-7.
- Hocking, A.D., Miscamble, B.F. and Pitt, J.I. 1994. Water relations of *Alternaria alternata*, *Cladosporium cladosporium*, *Cladosporium shaerospermum*, *Curvularia lunata* and *Curvularia pallescens*. *Mycological Research* 98 (1): 91-94.
- Hong, S.B., Cho, H.S., Shin, H.D., Frisvad, J.C. and Samson, R. 2006. Novel *Neosartorya* species isolated from soil in Korea. *International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology* 56: 477-486.
- Hong, S.B., Shin, H.D., Hong, J., Frisvad, J.C., Nielsen, P.V., Varga, J. and Samson R.A. 2008. New taxa of *Neosartorya* and *Aspergillus* in *Aspergillus* section *Fumigati*. *Antonie van Leeuwenhoek* 93: 87-98.
- Hong, S.B., Kim, D.H., Park, I.C., Samson, R.A. and Shin, H.D. 2010. Isolation and identification of *Aspergillus* section *Fumigati* strains from arable soil in Korea. *Mycobiology* 38 (1): 1-6.
- Hopkins, A.L., Lamm, M.G., Funk, J.L., Ritenbaugh, C. 2013. *Hibiscus sabdariffa* L. in the treatment of hypertension and hyperlipidemia: A comprehensive review of animal and human studies. *Fitoterapia* 85: 84-94.
- Hsieh, H.J. and Hu, B.Y. 2002. Eight species of *Chaetomium* new for Taiwan. 2002. *Taiwania* 47 (4): 264-272.
- Huang, S.W., Wang, L., Liu, L.M., Tang, S.Q., Zhu, D.F. and Savary, S. 2011. Rice spikelet rot disease in China -1- Characterization of fungi associated with the disease. *Crop protection* 30: 1-9.
- Hudson, H.J. 1963. The perfect state of *Nigrospora oryzae*. *Transactions of the British Mycological Society* 46 (3): 355-366
- Ilondu, E. M. and Iloh, A.C. 2007. Inhibition of three fungal isolates from sorrel drink (zobo) using hurdle technique. *World Journal of Agricultural Sciences* 3 (3): 339-343.
- Innis, M.A., Gelfand, D.H., Shinsky, J.J. and White, T.J. 1990. *PCR Protocols: a guide to methods and applications*. Academic Press. San Diego, USA. 482 p.
- Ismail, A., Khairul, I.E.H., Mohd, N.H.S. 2008. Roselle (*Hibiscus sabdariffa* L.) Seed-nutritional composition, protein quality and health benefits. *Food* 2 (1): 1-16.

- Ito, K., Tanaka, T., Hatta, R., Yamamoto, M., Akimitsu, K. and Tsuge, T. 2004. Dissection of the host range of the fungal plant pathogen *Alternaria alternata* by modification of secondary metabolism. *Molecular Microbiology* 52 (2): 399-411.
- Jaroni, D. and Ravishankar, S. 2012. Bactericidal effects of roselle (*Hibiscus sabdariffa*) against foodborne pathogens *in vitro* and on romaine lettuce and alfalfa sprouts. *Quality Assurance and Safety of Crop and Foods* 4: 33-40.
- Juliani, H.R., Welch, C.R., Wu, Q., Diouf B., Malainy D., and Simon J.E. 2009. Chemistry and quality of hibiscus (*Hibiscus sabdariffa*) for developing the natural-product industry in Senegal. *Journal of Food Science: Sensory and Food Quality* 74 (2): 113-121.
- Kader, A.A. 1992. Biología y tecnología de postcosecha: Una revisión general. *Postharvest Technology of Horticultural Crops*. Universidad de California Publicación 3311. p 311-325. Disponible en: <http://www.ecofisiohort.com.ar/wp-content/uploads/2010/04/Biolog%C3%ADa-y-Tecnolog%C3%ADa-de-Postcosecha-Abel-Kader.pdf>. Fecha de consulta: 18 de Mayo de 2014.
- Kenneth, R.H. 2008. Plant diseases and their pathogens. In *Westcott's Plant Disease Handbook*. Seventh Edition. Springer Reference. New York. 8-697 pp.
- Khan, R.S. and Krug, J.C. 1989. New species of *Gelasinospora*. *Mycologia* 81 (2): 226-233. Disponible en <http://www.jstor.org/discover/10.2307/3759704?uid=3738664&uid=2129&uid=2134&uid=2482476173&uid=2&uid=70&uid=3&uid=2482476163&uid=60&sid=21104302469853>. Fecha de consulta: 11 de Julio de 2014.
- Khatura, D. C. and Maiti, S. 1978. A new leaf blight disease of *Hibiscus cannabinus* in west Bengal. *Indian Journal Mycology and Plant Pathology Journal* 7: 87.
- Kilpatrick, J.A. and Chilvers G.A. 1981. Variation in a natural population of *Epicoccum purpurascens*. *Transaction of the British Micological Society* 77 (3): 497-508.
- Kohmoto, K., Itoh, Y., Shimomura, N., Kondoh, Y., Otani, H., Kodama, M., Nishimura, S. and Nakatsuka, S. 1993. Isolation and biological activities of two host-specific toxins from the tangerine pathotype of *Alternaria alternata*. *Phytopathology* 83 (5): 495-502.
- Kumar, D.S, Verekar, S.A., Periyasamy, G. and Ganguli, B.N. 2012. Fungi: A potential source of anti-inflammaroty compounds. 613-645 pp. In Satyanarayana, T., Narain, J.B. and Prakash, In *Microorganisms in sustainable agriculture and biotechnology*. Springer Reference. New York. 829 pp.
- Kusum, M. and Bunker, R.N. 2002. Leaf blight of sorghum caused *Drechslera australiensis* –a new report from India. *International Sorghum and Millets Newsletter* 43: 60.
- Kwon, J.H. and Park, C.S. 2003. Leaf spot of cotton rose caused by *Corynespora cassiicola* in Korea. *Mycobiology* 31 (1): 57-59.

- Larena, I., De Cal, A. and Melgarejo, P. 2004. Solid substrate production of *Epicoccum nigrum* conidia for biological control of brown rot on stone fruits. *International Journal of Food Microbiology* 94: 161-167.
- Larena, I., Torres, R., De Cal, A. Liñán, M., Melgarejo, P., Domenichini, P. Bellini, A., Mandrin, J.F., Lichou, J., Ochoa, X. and Usall, J. 2005. Biological control postharvest brown rot (*Monilinia* spp.) of peaches by field applications of *Epicoccum nigrum*. *Biological control* 32: 305-310.
- Latorre, B.A., Briceño, E.X. and Torres, R. 2011. Increase in *Cladosporium* spp. populations and rot of wine grapes associated with leaf removal. *Crop Protection* 30: 52-56.
- Lazreg, F., Belabid, L., Sánchez, J., Gallego, Bayaa, B. 2014. Pathogenicity of *Fusarium* spp. associated with diseases of Aleppo-pine seedling in Algerian forest nurseries. *Journal of Forest Science* 60 (3): 115-120.
- Lenc, L. Kwaśna, H. and Sadowski, C. 2011. Dynamics of the root/soil pathogens and antagonists in organic and integrated production of potato. *European Journal of Plant Pathology* 131: 603-620.
- Leslie, J. F. and Summerell, B. A. 2006. *The Fusarium laboratory manual*. Blackwell Publishing. Iowa, USA. 388 pp.
- Lezcano, J.C., Martínez, B. y Alonso, O. 2009. Caracterización cultural y morfológica e identificación de 12 aislamientos fungosos de semillas de *Leucaena leucocephata* cv. Perú. *Pastos y Forrajes* 32 (3): 1-13.
- Licoff, N., Khalloub, P., Diab., S., Cantón, G., Odeón, A. y Odriozola, E. 2008. Evaluación toxicológica de *Pithomyces chartarum* en Argentina. *Revue de Medicine Veterinaire* 89 (1): 9-12.
- Lima, A. e Furtado, M. 2007. Espécies do género *Curvularia* (fungos anamórficos: hyphomycetes) na Ilha de Santiago Cabo Verde. *Portugaliae Acta Biologica* 22: 145-156
- Logrieco, A., Moretti, A., Ritieni, A., Bottalico, A. and Corda, P. 1995. Occurrence and toxigenicity of *Fusarium proliferatum* from preharvest maize ear rot, and associated mycotoxins, in Italy. *Plant Disease* 79 (7): 727-731.
- Logrieco, A., Moretti, A. and Solfrizzo M. 2009. *Alternaria* toxins and plant diseases: an overview of origin, occurrence and risks. *World Mycotoxin Journal* 2 (2): 129-140.
- Lucchetta, G., Bazzo, I., Cortivo, G.D., Stringher, L., Bellotto, D., Borgo, M. and Angelini, E. 2010. Occurrence of black *Apergilli* and ochratoxin A on grapes in Italy. *Toxin* 2: 840-855.
- Malloch, D. and Cain, R.F. 1973. The genus *Thielavia*. *Mycologia* 65: 1055-1077.

- Manamgoda, D.S., Cai, L., McKenzie, E.H.C.; Crous, P.W., Madrid, H., Chukeatirote, E., Shivas, R.G, Tan, Y.P. and Hyde, K.D. 2012. A phylogenetic and taxonomic re-evaluation of the *Bipolaris* – *Cochiobolus* - *Curvularia* complex. *Fungal Diversity* 56: 131-144.
- Manoch, L., Piasai, O., Dethoup, T., Kokaew, J., Eamvijarn, A., Piriyaaprin, S., Paopun, Y. Poochinya, P. and Umrung, P. 2009. Morphological studies of slime molds, sordariaceous fungi, and an endophytic synnemata fungus. *Journal of Microscopy Society of Thailand* 23 (1): 25-29.
- Margarete, M., Campbell, J. and Mortimer, P.H. Sporidesmin production and sporulation in *Pithomyces chartarum*. *Journal of General Microbiology* 61: 87-96.
- Mari, M., Torres, R., Casalini, L., Lamarca, N., Mandarin, J.F., Lichou, J., Larena, I., De Cal, M.A., Melgarejo, P. and Usall, J. 2007. Control of post-harvest brown rot on nectarine by *Epicoccum nigrum* and physico-chemical treatments. *Journal of the Science of Food and Agriculture* 87: 1271-1277.
- Marín, S.J.P. and Jiménez, D.R.M. 1981. Enfermedades del arroz en las Marismas del Guadalquivir. *Boletín de Sanidad Vegetal. Plagas* 7: 3-56.
- Marín, P. Moretti, A., Ritieni, A., Jurado, M., Vázquez, C. González-Jaén, M.T. 2012. Phylogenetic analyses and toxigenic profiles of *Fusarium equiseti* and *Fusarium acuminatum* isolated from cereals from Southern Europe. *Food Microbiology* 31: 229-237.
- Martínez-Sánchez, C. 2010. Etiología e incidencia de hongos asociados al manchado de cálices de jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.) en Guerrero, México. Tesis de Maestría en Ciencias. Colegio de Postgraduados. Texcoco, Edo. de México, México. 88 pp.
- Matheron, M.E., Porchas, M. and Bigelow, D.M. 2006. Factors affecting the development of wood rot on lemon trees infected with *Antrodia sinuosa*, *Coniophora eremophila*, and a *Neodulisporium* sp. *Plant Disease* 90 (5): 554-558.
- McClintock, N.C. and El Tahir, I.M. 2004. *Hibiscus sabdariffa* L. In: Grubben, G.J.H. and Denton, O.A. (Editors) PROTA 2: Vegetable/Légumes. (CD-Rom). PROTA, Wagening, Netherlands. Disponible en http://database.prota.org/PROTAhtml/Hibiscus%20sabdarriffa_En.htm. Fecha de consulta: 19 de Junio de 2014.
- McKenzie, E., 2013. Nigrospora (*Nigrospora*) Update on 4/15/2014 1:47:42 AM. Disponible en <http://www.padil.gov.au/maf-border/pest/main/143047/51169>. Fecha de consulta: 02 de Agosto de 2014.
- Melgarejo, N.P., García, J.J., Jordá, G.M.C., López, G. M.M., Andrés, Y.M.F. y Duran, V.N. 2010. Patógenos en plantas descritos en España. Ministerio de Medio ambiente y Medio Rural y Marino. Segunda Edición. Madrid, España. 854 pp.

- Méndez A.A. y Moreno, M.E. 2009. Las Micotoxinas: contaminantes naturales de los alimentos. Revista Ciencia 60 (3): 1-7. Disponible en <http://www.revistaciencia.amc.edu.mx/online/619-Albores%20Micotoxinas.pdf>. Fecha de consulta 29 de Octubre de 2012
- Mestizo, Y.A., Bandera, G., Aya, H., Sarria, G., Varón, F., Navia, M. y Martínez G. 2012. Caracterización de síntomas e identificación de microorganismos en palma de aceite afectadas por la pudrición basal del estípe. Revista Palmas 33 (4): 13-27. Disponible en: <http://publicaciones.fedepalma.org/index.php/palmas/article/view/10736>>. Fecha de consulta: 07 Agosto de 2014.
- Metwaly, A.M., Kadry, H.A., El-Hela, A.A., Mohammad, A.E.I., Ma, G., Cutler, S.J. and Ross, S.A. Nigrosphaerin A a new isochromene derivate from the endophytic fungus *Nigrospora sphaerica*. Phytochemistry Letters 7: 1-5.
- Mirzaee, M.R., Zare, R. and Nasrabad, A. 2010. A new leaf and sheath brown spot of foxtail millet caused by *Bipolaris australiensis*. Australasian Plant Disease Notes 5: 19-20.
- Montgomery, D. C. 2004. Diseños y análisis de experimentos. Segunda Edición Limusa. México, D.F. pp 60-118.
- Morales, C.M., Hernández, M.J., Leyva, R.G., Salinas, M.Y., Soto, R.L. and Castro, R.J. 2013. Influence of variety and extraction solvent on antibacterial activity of roselle (*Hibiscus sabdariffa* L.) calyxes. Journal of Medical Plants Research 7 (31) 2319-2322.
- Morton, J. 1987. Roselle. In: Fruits of warm climates. Creative Resource Systems, Inc. Miami, FL. 281-286 pp. Disponible en <http://www.hort.purdue.edu/newcrop/morton/roselle.html>. Fecha de consulta: 28 de Marzo de 2014.
- Mukhtar, M.A. 2007. The effect of feeding rosella (*Hibiscus sabdariffa*) seed on broiler chick performance. Research Journal of Animal and Veterinary Science 2: 21-23.
- Musallam, A.A. 1980. Revision of the black Aspergillus species. Ph.D. Thesis, University of Utrecht. Disponible en http://www.bcrc.firdi.org.tw/fungi/fungal_detail.jsp?id=FU200802220002. Fecha de consulta: 31 de Mayo de 2014.
- Mycobank. 2014. International Mycological Association. Disponible en <http://www.mycobank.org/>. Fecha de consulta: 15 de Junio de 2014.
- Myung, S.M., Jiye, A., Gyung, J.C., Yong, H.C., Kyoung, S.J. and Jin-Cheol, K. 2010. Potential of the volatile-producing fungus *Nodulisporium* sp. CF016 for the control of postharvest diseases of apple. Plant Pathology Journal 26 (3): 253-259.
- Naidu, J., Singh, S.M. and Pouranik, M. 1991. Onychomycosis caused by *Chaetomium globosum* Kunze. Mycopathologia 113: 31-34.
- Nakada, M., Tanaka, C., Tsunewaki, K. and Tsuda, M. 1994. RFLP analysis for species separation in the genera *Bipolaris* and *Curvularia*. Mycoscience 35: 271-278.

- NCBI. 2014. National Center for Biotechnology Information. Disponible en: <http://www.ncbi.nlm.nih.gov/>. Fecha de consulta: 13 de Agosto de 2014.
- Nenínger, L.H., Hidalgo, E.i., Barrios, L.M. y Pueyo, M. 2003. Hongos presentes en semillas de arroz (*Oryza sativa* L.) en Cuba. Fitosanidad 7 (3): 7-11.
- Niekerk van, J.M., Groenewald, J.Z.E., Verkley, G.J.M., Fourie, P.H., Wingfield, M.J. and Crous, P.W. 2004. Systematic reappraisal of *Coniella* and *Pilidiella*, with specific reference species occurring on *Eucalyptus* and *Vitis* in South Africa. Mycological Research 108 (3): 283-303.
- Noiaium, S. and Soyong, K. 2000. Integrated biological control of mango var Chokee anan. Acta Horticulturae (ISHS) 509: 769-778. Disponible en http://www.actahort.org/books/509/509_91.htm. Fecha de consulta: 21 de Julio de 2014.
- Noonim, P., Mahakarnchanakul, W., Varga, J., Frisvad, J.C. and Samson, R.A. 2008. Two new species of *Aspergillus* section *Nigri* from Thai coffee beans. International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology 58: 1727-1734.
- Norma Mexicana NMX-FF-115-SCFI-2010. Productos Agrícolas destinados para consumo humano –flor (cáliz) de jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.) – especificaciones y métodos de prueba. 21 pp.
- Nwafor, O.E. and Ikenebomeh, M.J. 2009. Effects of different packaging materials on microbiological, physio-chemical and organoleptic quality of zobo drink storage at room temperature. African Journal of Biotechnology 8 (12): 2848-2852.
- Nwaukwu, I.A., and Ataga, A.E. 2012. Fungi associated with *Hibiscus sabdariffa* Linn (yakwa) seed from Plateau State. Scientia Africana 11 (1): 125-129.
- Ochoa, F.Y.M., Delgado, O.J.C., Cern, C.E., Hernández, C.F.D., Flores, O.A., Gallegos, M.G., Vázquez, M.O. and Rodríguez, G.R. 2013. The first report of *Fusarium proliferatum* causing garlic bulb rots in México. African Journal Agricultural Research 8 (6): 570-573.
- Ogórek, R., Legman, A., Pusz, W., Miluch, A. and Miodynska, P. 2012. Characteristics and taxonomy of *Cladosporium* fungi. Mikologia Lekarska 19 (2): 80-85.
- Ojokoh, A.O., Adetuyi, F.C., Akinyosoye, F.A. and Oyetayo, V.O. 2002. Fermentation studies on roselle (*Hibiscus sabdariffa*) calyces neutralised with trona. The Journal of Food Technology in Africa 7 (3) 75-78.
- Omemu, A.M., Edema, M.O., Atayese A.O. and Obadina A.O. 2006. A survey of the microflora of *Hibiscus sabdariffa* (Roselle) and the resulting “Zobo” juice. African Journal of Biotechnology 5 (83): 254-259.

- Osorio, H.E., Hernández, M.J., Conde, M.V., Michel, A.A.C., Cibrian, T.J. and Vaquera, H.H. 2014. Biocontrol of *Phytophthora parasitica* and *Fusarium oxysporum* by *Trichoderma* spp. in *Hibiscus sabdariffa* plants under field and greenhouse conditions. African Journal of Agricultural Research 9 (18): 1398-1345.
- Overton, B.E. Stewart, E.L. and Geiser, D.M. 2006. Taxonomy and phylogenetic relationship in nine species of *Hypocrea* with anamorphs assignable to *Trichoderma* section *Hipocreanum*. Studies in Mycology 56: 39-65.
- Owusu, E. and Odamttten, G.T. 1999. Quality of Ghana herbal tea: microflora and control measures. Journal of the Ghana Science Assosiation 1 (3): 84-99.
- Palmero, D., De Cara, M., Nosir, W., Gálvez, L., Cruz, A., Woodward, S., González-Jaén, M.T. and Tello, J.C. 2012. *Fusarium proliferatum* isolated from garlic in Spain: identification, toxigenic potential and pathogenicity on related *Allium* species. Phytopathologia Mediterranea 51 (1): 207-218.
- Palmateer, A.J., McLean, K.S., Morgan-Jones, G., and van Santen E. 2004. Frequency and diversity of fungi colonizing tissues of upland cotton. Mycopathologia 157: 303-316.
- Pandey, S.K., Roy, A.K. and Agarwal, D.K. 2009. Some new host record of *Nigrospora sphaerica*. Indian Phytopathology 62 (2):273.
- Parenticová, L., Skouboe, P., Frisvad, J., Samson, R.A., Rossen, L., Hoor-Suykerbuyk, M. and Visser, J. 2001. Combined molecular and biochemical approach identifies *Aspergillus japonicus* and *Aspergillus aculeatus* as two species. Applied and Environmental Microbiology 67 (2): 521-527.
- Perrone, G., Susca, A., Cozzi, G., Ehrlich, K., Varga, J., Frisvad, J.C., Meijer, M., Noonim, P., Mahakarnchanakul, W. and Samson, R.A. 2007. Biodiversity of *Aspergillus* species in some important agricultural products. Studies in Mycology 59: 53-66.
- Persad C. and Fortune M. 1989. A new disease of sorrel (*Hibiscus sabdariffa* var. *sabdariffa*) caused by *Coniella musaiaensis* var. *hibisci* from Trinidad y Tobago. Plan Pathology Journal 38: 615-617. http://www.readcube.com/articles/10.1111%2Fj.1365-3059.1989.tb01460.x?r3_referer=wol&show_checkout=1. Fecha de consulta: 18 de octubre de 2014.
- Peterson, S.W. 2008. Phylogenetic analysis of *Aspergillus* species using DNA sequences from four loci. Mycologia 100 (2): 205-226.
- Phong, N.H., Pongnak, W. and Soyong, K. 2013. Biological control of plant pathogenic fungi from tea using *Chaetomium* spp. The Second International Conference on Integration of Science and Technology for Sustainable Development (ICIST). November 28-29. Bangkok, Thailand.
- Pieckenstain, F.L., Bazzalo, M.E., Roberts, A.M.I. and Ugalde, R.A. 2001. *Epicoccum purpurascens* for biocontrol of *Slerotinia* had rot if sunflower. Mycological Research 105 (1): 77-84.

- Pitt, J.I. 2000. Toxigenic fungi and mycotoxins. *British Medical Bulletin* 56 (1): 184-192.
- Pontón, J., Moragues, M.D., Gené, J., Guarro, J. y Quindós, G. 2002. Hongos y actinomicetos alergénicos. *Revista Iberoamericana de Micología*. p 38. Disponible en <http://es.scribd.com/doc/202056335/23104390-Micologia-Hongos-y-Actinomicetos-Alergenicos-Revista-Iberoamericana-de-Micologia-2002>. Fecha de consulta: 20 de Junio de 2014.
- Punja, Z.K., Wan, A., Rahman, M., Goswami, R.S., Barasubiye, T., Seifert K.A., Lévesque, C.A. 2008. Growth, population dynamics, and diversity of *Fusarium equiseti* in ginseng fields. *European Journal of Plant Pathology* 121: 173-184.
- Rajashekhara, E., Suresh, E.R. and Ethiraj, S. 1998. Thermal death rate of ascospores of *Neosartorya fischeri* ATCC 200957 in the presence of organic acid and preservatives in fruit juices. *Journal of Food Protection* 61 (10): 1358-1362.
- Raper, K.B. and Fennell, D.I. 1977. *The genus Aspergillus*. The Robert E. Krieger Publishing Company. Huntington, New York. 686 pp.
- Rehman, S., Mir, T., Kour, A., Qazi, P.H., Sultan, P., and Shawl, A.S. 2011. *In vitro* antimicrobial studies of *Nodulisporium* specie: an endophytic fungus. *Journal of Yeast and Fungal Research* 2 (4): 53-58.
- Richard, J.L. 2007. Some major mycotoxins and their mycotoxicoses –An overview. *International Journal of Food Microbiology* 119: 3-10.
- Rodríguez, M.K.C. 2003. Estudio taxonómico (morfológico y molecular) de especies del género *Chaetomium* y géneros afines. Tesis Doctoral. Universidad Rovira I Virgili. Cataluña, España. 288 p.
- Rodríguez, L.M. R. 2008. Hongos de enfermedades de psot cosecha en frutos de *Cuburbitáceas* de interés económico de zonas de distribución de Trujillo, Perú. *REBIOL* 28 (2).
- Ross, P.F., Nelson, P.E., Richard, J.L., Osweller, G.D., Rice, L.G., Plattner, R.D. and Wilson, T.M. 1990. Production of fumonisins by *Fusarium moniliforme* and *Fusarium proliferatum* isolates associated with equine leukoencephalomalacia and a pulmonary edema syndrome in swine. *Applied and Environmental Microbiology* 56 (10): 3225-3226.
- Rossmann, A.Y. Farr, D.F. and Castlebury, L.A. 2007. A review of the phylogeny and biology of the Diaporthales. *Mycoscience* 48: 135-144.
- Saeed, I.E., Sopian, K. and Abidin, Z.Z. 2008. Thin-Layer drying characteristics of roselle (1): mathematical modeling and drying experiments. *Agricultural Engineering International: the CIGR Ejournal*. Manuscript FP 08 015 Vol X: 1-25.
- Salomão, B.C.M., Slongo, A.P. and Aragão, G.M.F. 2007. Heat resistance of *Neosartorya fischeri* in various juices. *Food Science and Technology* 40 (4): 676-680.

- Sambrook, J. and Russell, D.W. 2001. Molecular cloning. A Laboratory Manual. Third Edition. 1.1.32-1.34. Cold Spring Harbour Laboratory Press. New York.
- Samson R.A., Stolk, A. and Hadlok R. 1976 Revision of the subsection fasciculata of *Penicillium* and some allied species. *Studies in Mycology* 11: 1-47.
- Samson, R.A., Houbraken, J.A.M.P., Kuijpers, A.F.A., Frank, J.M. and Frisvad, J.C. 2004. New ochratoxin A or sclerotium producing species in *Aspergillus* section *Nigri*. *Studies in Mycology* 50: 45-61.
- Samson, R.A., Hong, S. Peterson, S.W., Frisvad, J.C. and Varga, J. 2007. Polyphasic taxonomy of *Aspergillus* section *Fumigati* and its teleomorph *Neosartorya*. *Studies in Mycology* 59: 147-203.
- Samsudin, A., Mat, A.I. and Taufik, A.M. 2000. Drying of roselle using dryer. *Journal Tropical Agriculture and Food Science* 28 (2): 165-172.
- Samuels, G.J. and Müller, E. 1979. Life history studies of Brazilian ascomycetes 8¹.- *Thamnomycetes chordalis* (anam.: *Nodulisporium*) and *Camiella bacillum* (anam.: *Geniculosporium*) with notes on taxonomy of the Xylariaceae. *Sydowia Annales Mycologici. Series 2 Vol. XXXIII*: 274-281. Disponible en http://www.landmuseum.at/pdf_frei_remote/Sydowia_33_0274-0281.pdf. Fecha de consulta: 13 de Junio de 2014.
- Sandoval, R.S., Estrada, G., Bonilla, T. y Carmentate, H. 2003. Primer registro de *Corynespora cassiicola* (Berk. & Curt.) Wei en plantas ornamentales del género *Pilea*. *Fitosanidad* 7 (4): 39-40.
- Saroj, A., Alam, M., Qamar, N., Khaliq, A. and Sattar, A. 2011. First report of *Bipolaris australiensis* causing pod rot of senna in India. *New Disease Report* 23: 28.
- Sato, M., Watanabe, T., Furuki, I., Morita H. 1995. Root rot of melon by *Nodulisporium melonis* in Japan 1. Occurrence, symptoms, isolation and pathogenicity. *Annals of the Phytopathological Society of Japan* 61: 325-329.
- Schipper, M.A.A. 1984. A revision of the genus *Rhizopus* I. The *Rhizopus stolonifer*-group and *Rhizopus oryzae*. *Studies in Mycology* 25: 1-19 Disponible en http://www.cbs.knaw.nl/publications/1025/content_files/content.htm. Fecha de consulta: 15 de Agosto de 2014.
- Schol, S.M.B. 1959. The genus *Epicoccum* Link. *Transaction of the British Mycological Society* 42 (2): 149-173.
- Seaman, W.L., Shoemaker, R.A. and Peterson, E.A. 1965 Pathogenicity of *Corynespora cassiicola* on soybean. *Canadian Journal of Botany* 43 (11): 1461-1469.
- Sena, A.P.A., Chaibub, A.A., Côrtes, M.V.C.B, Silva, G.B. Silva-Lobo, V.L., Prabhu, A.S., Filippi, M.C.C. and Araújo, L. G. 2013. Increased enzymatic activity in rice leaf blast suppression by crude extract of *Epicoccum* sp. *Tropical Plant Pathology* 38 (5): 387-397.

- Shah, S., Nasreen, S. and Sheikh, P.A. 2012. Cultural and morphological characterization of *Trichoderma* spp. associated with green mold disease of *Pleurotis* spp. in Kashmir. *Research Journal of Microbiology* 7 (2): 139-144.
- Shanthiyaa, V. Saravanakumar, D. Rajendran, L., Karthikeyan, G., Prabakar, K. and Raguchander, T. 2013. Use of *Chaetomium globosum* for biocontrol of potato late blight disease. *Crop Protection* 52: 33-38.
- SIAP. 2012. Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera. Anuario estadístico de la producción agrícola. Disponible en <http://www.siap.gob.mx/cierre-de-la-produccion-agricola-por-estado/>. Fecha de consulta: 15 de Enero de 2014.
- Smith, B.L. and Towers, N.R. 2002. Mycotoxicoses of grazing animals in New Zeland. *New Zeland Veterinary Journal* 50 (3): 28-34.
- SMN. 2014. Servicio Meteorológico Nacional. Normales climatológicas, periodo 1951-2010. Disponible en http://smn.cna.gob.mx/index.php?option=com_content&view=article&id=189&tmpl=component. Fecha de consulta: 05 de Septiembre de 2014.
- Stchigel, A.M., Cano, J. and Guarro, J. 1998. A new of *Gelasinospora* from Argentinian soil. *Mycological Research* 102 (11): 1405-1408.
- Stchigel, A.M., Figueroa, L., Cano, J. and Guarro, J. 2002. New species of *Thielavia*, with a molecular study of representative species of the genus. *Mycological Research* 106 (8): 975-983.
- Steel, R.g.D., Torrie, J.H. and Dickey, D.A. 1997. Principles and procedures of statistics a biometrical approach. Third Edition. McGraw-Hill. USA. 139-201; 286-290.
- Stepień, L., Gromadzka, K. and Chelkowski, J. 2012. Polymorphism of mycotoxin biosynthetic genes among *Fusarium equiseti* from Italy and Poland. *Journal of Applied Genetics* 53: 227-236.
- Suherman, Fajar, B., Satriadi, H., Yuariski, O., Nugroho, R.S. and Shobib, A. 2012. Thin layer drying kinetics of roselle. *Advance Journal of Food Science and Technology* 4 (1): 51-55.
- Sutton, B.C. 1969. Type studies of *Coniella*, *Anthasthoopa* and *Cyclodomella*. *Canadian Journal Botany* 47: 603-608.
- Sutton, B.C. 1980. The Coelomycetes. Fungi imperfecti with pycnidio, acervuli and stroma. Commonwealth Mycological Institute, Kew, Surrey, England. 696 p.
- Tasic, S. and Miladinovic, T.N. 2007. *Cladosporium* spp. cause of opportunistic mycoses. Institute of Microbiology. *Acta Facultatis Medicae Naissensis* 24 (1): 15-19.

- Teixeira, A.B.A., Trabasso, P., Moretti, B.M.L., Aoki, F.H., Vigorito, A.C., Miyaji, M., Mikami, Y., Takada, M. and Schreiber, A.Z.. 2003. Phaeohyphomycosis caused by *Chaetomium globosum* in an allogeneic bone marrow transplant recipient. *Mycopathologia* 156: 309-312.
- Tonti, S., Dal Pra, M., Nipoti, P., Prodi, A. and Alberti, I. 2012. First report of *Fusarium proliferatum* causing rot of stored garlic bulbs (*Allium sativum* L.) in Italy. *Journal of Phytopathology* 160: 761-763.
- Tun, S.J.M., Castillo, P.M.E., Alejo, J.C. y Latournerie, M.L. 2011. Etiología de la mancha foliar del chile dulce (*Capsicum annuum* L.) y su control *in vitro* en Yucatán, México. *Fitosanidad* 5 (1): 5-9.
- Tuttobello, L., Foppen, F.H. and Carilli, A. 1969. Growth and pigmentation of *Epicoccum nigrum* in submerged culture. *Applied Microbiology* 17 (6): 847-852.
- Ulacio, D., Nass, H., Pineda, J. y Carrasco, A. 1998. Viabilidad de *Rhizoctonia solani* AG1-IA bajo condiciones de inundación. I. Microflora asociada al patógeno en tejido de *Oriza sativa*. *Bioagro* 10 (2): 40-47.
- Umabala, P., Lakshmi, V., Murthy, A.R., Prasad, V.S.S., Sundaram, C. and Beguin, H. 2001. Isolation of a *Nodulisporium* species from a case of cerebral phaeohyphomycosis. *Journal of Clinical Microbiology* 39 (11): 4213-4218.
- Vallecillo, S.M.S. y Gómez, E. 2004. Cultivo de Rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.). Programa de Política Económica y Desarrollo de Agronegocios, IICA USAID. Editarte. Managua. 50 pp.
- Vásquez, L.A., Hernández, C.E., Mora, A.A. Nava, D.C. y Sánchez, G.F. 2012. Etiología y epidemiología de lanecrosis de flores y frutos juveniles del papayo (*Carica papaya* L.) en Guerrero, México. *Agrociencia* 46: 757-767.
- Velázquez, V.M.G., Bautista, B.S., Hernández, L.A.N., Guerra, S.M.G. y Amora, L.E. 2008. Estrategias de control de *Rhizopus stolonifer* Ehrenb.(Ex Fr.) Lind, agente causal de pudriciones postcosecha en productos agrícolas. *Revista Mexicana de Fitopatología* 26 (1): 49-55.
- Verma, O.P. and Gupta, R.B.L. 2007. A new host for *Nigrospora sphaerica* causing leaf spot on *Glycyrrhiza glabra*. *New Disease Reports* 16: 35
- Wang, C.J, Wang, J.M., Lin, W.L., Chu, C.Y., Chou, F.P. and Tseng, T.H. 2000. Protective effect of *Hibiscus* anthocyanins against tert-butyl hydroperoxide-induced hepatic toxicity in rats. *Food and Chemical Toxicology* 38 (5): 411-416.
- Waewsak, J., Chindaruksa, S. y Punlek, C. 2006. A mathematical modeling study of hot air drying for some agricultural products. *Thammasat International Journal of Science and Technology* 11(1):14-20.

- Wearn, J. 2009. *Pithomyces chartarum* –a fungus on the up?. *Field Mycology* 10 (81): 36-37.
- Yaguchi, T., Imanishi, Y., Matsuzawa, T., Hosoya, K., Hitomi, J. and Nakayama, M. 2012. Method for identifying heat-resistant fungi of the genus *Neosartorya*. *Journal of Food Protection* 75 (10): 1806-1813.
- Yanagihara, M., Kawasaki, M., Ishizaki, H., Anzawa, K., Udagawa, S., Mochizuki, T., Sato, Y., Tachikawa N. and Hanakawa H. 2010. Tiny keratotic brown lesion on the interdigital web between the toes of a healthy man caused by *Curvularia* species infection and a review of cutaneous *Curvularia* infections. *Mycoscience* 51: 224-233.
- Yeh, C.C. and Sinclair, J.B. 1980. Effect of *Chaetomium cupreum* on seed germination and antagonism to other seedborne fungi of soybean. *Plant Disease* 64 (5): 468-470. DOI 10.1094/PD-64-468.