

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE CHIRIQUÍ
VICERRECTORÍA DE INVESTIGACIÓN Y POSGRADO
FACULTAD DE CIENCIAS NATURALES Y EXACTAS
PROGRAMA DE MAESTRÍA EN MICROBIOLOGÍA AMBIENTAL

**Identificación Morfológica de Microhongos Presentes en el Aire,
Dentro de los Decanatos de las Diez Facultades y el Laboratorio
de Agua y Servicios Físico Químicos de la Universidad Autónoma
de Chiriquí, Panamá**

Presentado Por:

Eliécer Osvaldo Serrano Santamaría

C.I.P 4-731-78

Profesora Asesora:

Dra. Tina Hofmann

Profesores co-Asesores:

Dr. Rogelio Santanach

M.Sc. Giselle Urriola

TRABAJO PRESENTADO COMO REQUISITO PARA
OPTAR POR EL TÍTULO DE MAESTRIA EN
MICROBIOLOGÍA AMBIENTAL

David, Chiriquí

2020

R5JT 4/41
K5JT 4/41

DEDICATORIA

Le dedico este trabajo a Dios Padre, primeramente, por guiarme en cada uno de mis pasos, por darme la confianza, fuerza y sabiduría para cumplir una meta más en mi vida.

A mi familia que han estado conmigo desde el principio apoyándome incondicionalmente y dándome el aliento para culminar esta ardua tarea.

Eliécer E. Serrano S.

AGRADECIMIENTO

A la Universidad Autónoma de Chiriquí por brindarme sus instalaciones en las que se realizó este trabajo.

Al Centro de Investigaciones Micológicas (CiMi), por brindarme su laboratorio y equipo para realizar el trabajo de cultivo e identificación de muestras.

Al Herbario de la Universidad Autónoma de Chiriquí por prestarme sus instalaciones para la identificación de muestras.

A todos los profesores que a lo largo de esta maestría me dieron sabios consejos y enseñanzas inolvidables.

A mis co-asesores Rogelio Arturo Santanach y Guiselle Urriola por haber aceptado ser mis guías en este trabajo.

A mi asesora la Dra. Tina Hofmann que me ha guiado y ayudado a lo largo de este trabajo.

A mis padres y familiares que con mucho esfuerzo y dedicación me ayudaron a realizar este sueño.

A Meybis, Shelsy y Génesis Paullette, mi esposa e hijas que han tenido que compartirme mucho tiempo con los estudios.

Y a todas las personas que de una u otra forma aportaron un granito de arena en este trabajo.

Eliécer O. Serrano O.S.

ÍNDICE GENERAL

| | |
|---|----|
| Índice general..... | 4 |
| Índice de figuras..... | 11 |
| Índice de cuadros..... | 13 |
| Resumen..... | 14 |
| Capítulo I | |
| 1. MARCO INTRODUCTORIO..... | 17 |
| 1.1. Introducción..... | 17 |
| 1.1.1. Antecedentes del problema..... | 19 |
| 1.1.2. Situación actual del problema..... | 23 |
| 1.1.3. Planteamiento del problema..... | 23 |
| 1.1.4. Hipótesis..... | 24 |
| 1.1.5. Objetivos del proyecto..... | 24 |
| 1.1.5.1. Objetivo general..... | 24 |
| 1.1.5.2. Objetivos específicos..... | 25 |
| 1.1.6. Alcance o cobertura..... | 25 |
| 1.1.7. Restricciones..... | 26 |
| 1.1.8. Justificación del proyecto..... | 26 |
| Capítulo II | |
| 2. MARCO TEÓRICO..... | 29 |
| 2.1. Aerobiología..... | 29 |
| 2.1.1. Calidad del aire exterior..... | 29 |

| | | |
|------------|--|----|
| 2.1.2. | Calidad del aire Interior..... | 30 |
| 2.2. | Microhongos en el aire interior (Aeromicología)..... | 32 |
| 2.2.1. | Microhongos (Definición)..... | 32 |
| 2.3. | Generalidades de los hongos..... | 33 |
| 2.3.1. | Morfología..... | 33 |
| 2.3.1.1. | Hifas..... | 33 |
| 2.3.1.2. | Formas de micelio..... | 34 |
| 2.3.1.2.1. | Plasmodio..... | 35 |
| 2.3.1.2.2. | Plectenquima..... | 35 |
| 2.3.1.2.3. | Haustorios..... | 35 |
| 2.3.1.2.4. | Apresorios..... | 36 |
| 2.3.1.2.5. | Rizomorfos..... | 36 |
| 2.3.1.3. | Cuerpo fructífero..... | 38 |
| 2.3.2. | Nutrición y Crecimiento..... | 41 |
| 2.3.2.1. | Metabolismo (Glomalina)..... | 41 |
| 2.3.2.2. | Producción de enzimas..... | 42 |
| 2.3.2.2.1. | Lignilasas..... | 42 |
| 2.3.2.2.2. | Celulasas..... | 42 |
| 2.3.2.3. | Producción de antibióticos..... | 43 |
| 2.3.2.3.1. | Cefalosporinas..... | 43 |
| 2.3.2.3.2. | Penicilinas..... | 43 |
| 2.3.2.4. | Producción de micotoxinas..... | 44 |
| 2.3.2.4.1. | Aflatoxinas..... | 44 |

| | | |
|------------|---|----|
| 2.3.2.5. | Variables que influyen en el crecimiento de los hongos..... | 45 |
| 2.3.2.5.1. | Temperatura..... | 45 |
| 2.3.2.5.2. | Humedad..... | 45 |
| 2.3.2.5.3. | Concentración de CO ₂ | 45 |
| 2.3.2.5.4. | Iluminación..... | 46 |
| 2.3.2.5.5. | pH..... | 46 |
| 2.3.3. | Reproducción..... | 46 |
| 2.3.3.1. | Reproducción sexual..... | 47 |
| 2.3.3.1.1. | Isogamia..... | 47 |
| 2.3.3.1.2. | Anisogamia..... | 48 |
| 2.3.3.1.3. | Oogamia..... | 49 |
| 2.3.3.2. | Reproducción asexual..... | 50 |
| 2.3.3.2.1. | Gemación..... | 50 |
| 2.3.3.2.2. | Fragmentación..... | 51 |
| 2.3.3.2.3. | Bipartición..... | 52 |
| 2.3.3.2.4. | Producción de esporas..... | 53 |
| 2.3.4. | Ecología de los hongos..... | 54 |
| 2.3.4.1. | Hongos saprofitos..... | 54 |
| 2.3.4.2. | Hongos parásitos..... | 54 |
| 2.3.4.3. | Hongos simbiotes..... | 55 |
| 2.3.4.4. | Importancia de los hongos..... | 56 |
| 2.4. | Clasificación de los hongos..... | 57 |
| 2.4.1. | Hongos verdaderos..... | 58 |

| | | |
|----------|---|----|
| 2.4.1.1. | División "Zygomycota"..... | 58 |
| 2.4.1.2. | División Glomeromycota..... | 59 |
| 2.4.1.3. | División Chytridiomycota..... | 59 |
| 2.4.1.4. | División Blastocladiomycota..... | 59 |
| 2.4.1.5. | División Ascomycota..... | 60 |
| 2.4.1.6. | División Basidiomycota..... | 60 |
| 2.4.2. | Falsos hongos..... | 61 |
| 2.4.2.1. | División Mycetozoa..... | 61 |
| 2.4.2.2. | División Oomycota..... | 62 |
| 2.5. | Géneros importantes de microhongos en interiores..... | 63 |
| 2.5.1. | <i>Alternaria</i> | 64 |
| 2.5.2. | <i>Aspergillus</i> | 64 |
| 2.5.3. | <i>Cladosporium</i> | 65 |
| 2.5.4. | <i>Penicillium</i> | 66 |
| 2.6. | Análisis de microhongos en interiores..... | 67 |
| 2.6.1. | Métodos de muestreo de microhongos en interiores..... | 67 |
| 2.6.1.1. | Mycometer Test..... | 68 |
| 2.6.1.2. | Placas de cinta adhesiva..... | 68 |
| 2.6.1.3. | Placas de contacto..... | 69 |
| 2.6.1.4. | Muestreo con hisopos..... | 69 |
| 2.6.1.5. | Muestreo de aire volumétrico..... | 70 |
| 2.6.1.6. | Muestreo de aire no volumétrico..... | 70 |
| 2.7. | Análisis de diversidad biológica de microhongos..... | 70 |

| | |
|--|----|
| 2.7.1. Introducción a la diversidad biológica..... | 71 |
| 2.7.1.1. Diversidad Alfa..... | 71 |
| 2.7.1.1.1. Índice de Shannon..... | 72 |
| 2.7.1.1.2. Índice de Simpson..... | 72 |
| 2.7.1.1.3. Índice de Margalef..... | 72 |
| 2.7.1.2. Diversidad Beta..... | 72 |
| 2.7.1.3. Diversidad Gamma..... | 73 |
| 2.8. Estudios de la biodiversidad de microhongos en interiores..... | 73 |
| 2.8.1. Estudios Internacionales..... | 73 |
| 2.8.2. Estudios en Panamá..... | 74 |
| Capitulo III | |
| 3. MATERIALES Y MÉTODOS..... | 78 |
| 3.1. Descripción del área de estudio..... | 78 |
| 3.2. Preparación de los medios de cultivo..... | 79 |
| 3.3. Muestreo y transporte de muestras..... | 80 |
| 3.4. Elaboración de cepas puras de microhongos..... | 81 |
| 3.5. Documentación e identificación morfológica de microhongos..... | 81 |
| 3.6. Índice de diversidad de microhongos..... | 83 |
| Capitulo IV | |
| 4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN..... | 85 |
| 4.1. Especies identificadas en los diez decanatos y el LASEF de la UNACHI..... | 85 |

| | | |
|-------------|--|-----|
| 4.2. | Diversidad de microhongos identificados en los diez decanatos y el LASEF de la UNACHI..... | 89 |
| 4.3. | Abundancia de microhongos..... | 91 |
| 4.4. | Descripción de microhongos..... | 93 |
| 4.4.1. | Descripción de los microhongos identificados..... | 94 |
| 4.4.1.1. | División Basidiomycota..... | 94 |
| 4.4.1.1.1. | <i>Moniliella</i> sp..... | 94 |
| 4.4.1.2. | División Ascomycota..... | 96 |
| 4.4.1.2.1. | <i>Aspergillus candidus</i> | 96 |
| 4.4.1.2.2. | <i>Aspergillus niger</i> | 99 |
| 4.4.1.2.3. | <i>Penicillium citrinum</i> | 103 |
| 4.4.1.2.4. | <i>Penicillium glabrum</i> | 106 |
| 4.4.1.2.5. | <i>Penicillium purpurogenum</i> | 109 |
| 4.4.1.2.6. | <i>Penicillium variable</i> | 112 |
| 4.4.1.2.7. | <i>Aureobasidium pullulans</i> | 115 |
| 4.4.1.2.8. | <i>Cladophialophora</i> sp. | 118 |
| 4.4.1.2.9. | <i>Curvularia pallescens</i> | 121 |
| 4.4.1.2.10. | <i>Fusarium incarnatum</i> | 124 |
| 4.4.1.2.11. | <i>Trichoderma harzianum</i> | 127 |
| 4.4.1.2.12. | <i>Trichothecium</i> sp. | 130 |
| 4.4.1.2.13. | <i>Ramichloridium schulzeri</i> | 133 |
| 4.5. | Diversidad de microhongos en los diez decanatos y el LASEF de la Universidad Autónoma de Chiriquí..... | 136 |

Capítulo V

| | |
|--------------------------------------|-----|
| 5. CONSIDERACIONES FINALES..... | 140 |
| 5.1. Conclusiones..... | 140 |
| 5.2. Recomendaciones..... | 141 |
| 5.3. Referencias bibliográficas..... | 142 |

INDICE DE FIGURAS

| | |
|--|-----|
| Figura 1. Hifas de hongos. A. Hifas cenocíticas. B. Hifas septadas..... | 34 |
| Figura 2. Formas de micelio. A. Plasmodio. B. Seudoparenquima. C. Prosenquima. D. Haustorio. E. Apresorio..... | 37 |
| Figura 3. Formas de cuerpo fructífero. A. Cleistotecio. B. Peritecio. C. Apotecio. D. Basidios. E. Gasteroides..... | 40 |
| Figura 4. Reproducción sexual por isogamia..... | 48 |
| Figura 5. Reproducción sexual por anisogamia..... | 48 |
| Figura 6. Reproducción sexual por oogamia..... | 50 |
| Figura 7. Reproducción asexual por gemación..... | 51 |
| Figura 8. Reproducción asexual por fragmentación..... | 52 |
| Figura 9. Reproducción asexual por bipartición..... | 52 |
| Figura 10. Reproducción asexual por esporas..... | 53 |
| Figura 11. Ubicación del área de estudio..... | 78 |
| Figura 12. Porcentaje de microhongos identificados en los agares PDA y MEA... 90 | |
| Figura 13. Número de microhongos identificados en cada decanato y el LASEF... 93 | |
| Figura 14. <i>Moniliella</i> sp. A. Hifas ramificadas. B. Células conidiógenas. C. Conidios..... | 95 |
| Figura 15. <i>Aspergillus candidus</i> . A. Ápice de conidióforo, células conidiógenas y conidios. B. Conidios..... | 98 |
| Figura 16. <i>Aspergillus niger</i> . A. Conidióforo. B. Vesícula. C. Conidios..... | 102 |
| Figura 17. <i>Penicillium citrinum</i> . A. Ápice de un conidióforo ramificado con células conidiógenas y conidios..... | 105 |

| | |
|--|-----|
| Figura 18. <i>Penicillium glabrum</i> . A. Ápice de conidióforo con células conidiógenas y conidios. B. Ápice de conidióforo en forma de pincel con células conidiógenas. C. Conidios..... | 108 |
| Figura 19. <i>Penicillium purpurogenum</i> . A-B. Ápice de conidióforo con células conidiógenas y conidios. C. Conidios..... | 111 |
| Figura 20. <i>Penicillium variable</i> . A. Ápice de conidióforo biverticilado con células conidiógenas. B. Conidios lisos y rugosos..... | 114 |
| Figura 21. <i>Aureobasidium pullulans</i> . A-C. Hifas con células conidiógenas. D. Hifa con blastoconidios. E. Conidios..... | 117 |
| Figura 22. <i>Cladophialophora</i> sp. A-C. Hifas ramificadas con células conidiógenas. D. Conidios..... | 120 |
| Figura 23. <i>Curvularia pallescens</i> . A. Conidióforo y conidios. B. Hifa con conidios. C. Conidios..... | 123 |
| Figura 24. <i>Fusarium incarnatum</i> . A. Conidióforo con dentículos. B. Blastoconidios. C. Conidios..... | 126 |
| Figura 25. <i>Trichoderma harzianum</i> . A. Hifas ramificadas con conidióforos en forma de botella y conidios. B. Conidios..... | 129 |
| Figura 26. <i>Trichothecium</i> sp. A. Conidióforo con conidios jóvenes. B. Conidios en el ápice del conidióforo..... | 132 |
| Figura 27. <i>Ramichloridium schulzeri</i> . A. Ápice de conidióforo con conidios. B. Conidióforo con conidios..... | 135 |
| Figura 28. Índices de diversidad para el total de microhongos identificados en las diferentes facultades y el LASEF de la UNACHI..... | 137 |

INDICE DE CUADROS

| | |
|--|-----|
| Cuadro 1. Especies de microhongos encontrados en los diez decanatos y el LASEF de la UNACHI..... | 85 |
| Cuadro 2. Número de morfoespecies de microhongos encontrados según medio de cultivo agar extracto de malta (MEA) y agar papa dextrosa (PDA)..... | 87 |
| Cuadro 3. Diversidad de microhongos identificados en los diez decanatos y el LASEF de la UNACHI..... | 90 |
| Cuadro 4. Índices de Shannon y Margalef para determinar la biodiversidad en el agar papa dextrosa (PDA) y el agar extracto de malta (MEA)..... | 137 |

RESUMEN

El presente trabajo de investigación analiza los hongos ambientales existentes en los diferentes ambientes aéreos de los decanatos de las diversas facultades (Facultad de Administración de Empresas y Contabilidad, Administración Pública, Ciencias de la Educación, Ciencias Naturales y Exactas, Comunicación Social, Derecho y Ciencias Políticas, Economía, Enfermería, Humanidades y Medicina) y el Laboratorio de Agua y Servicios Físico Químicos (LASEF) situada en el campus de la Universidad Autónoma de Chiriquí, David, Panamá durante los meses de agosto del 2015 y diciembre del 2016. La determinación de los hongos ambientales puede ser un parámetro muy importante para evaluar la calidad del aire interna. Las esporas fúngicas se consideran componentes ambientales de las Facultades y LASEF, muchas de ellas son responsables de causar efectos perjudiciales sobre la salud. Se tomaron un total de 22 muestras en ambientes internos, se tomaron muestras por cada lugar de estudio con medio de cultivo MEA y otro con medio de cultivo PDA. El objetivo de este trabajo fue determinar la contaminación de microhongos presentes en los aires acondicionados de la LASEF y las diez facultades de la Universidad Autónoma de Chiriquí e identificar los hongos presentes. La metodología utilizada para detectar las esporas de hongos, fue a través del método de aire no volumétrico donde colocamos platos petris con medios de cultivo MEA (agar extracto de malta) y PDA (agar papa-dextrosa) abiertos durante 15 minutos dentro de las oficinas de los decanatos y laboratorio de LASEF. Con ello se obtuvo una estimación cualitativa y cuantitativa de la presencia de

hongos en estos ambientes. Luego se recogieron los platos petri para ser llevados al laboratorio donde se incubaron durante 5 días a 37°C. Se identificaron 14 diferentes morfoespecies de hongos, de los cuales once se lograron identificar hasta nivel de especie. Las especies que se encontraron con mayor frecuencia en los 11 ambientes estudiados fueron *Aspergillus niger*, *Curvularia pallescens*, *Fusarium incarnatum*, *Moniliella* sp., *Penicillium citrinum*, *Penicillium purpurogenum*, *Penicillium glabrum*, *Penicillium variable*, *Ramichloridium schulzeri* y *Trichoderma harzianum*. Se puede concluir que las Facultades de Derecho, Enfermería y LASEF presentan condiciones ambientales de temperatura y humedad, que no favorecen el crecimiento de hongos.

CAPITULO I

1. MARCO INTRODUCTORIO

1.1. INTRODUCCIÓN

La calidad del aire en interiores se refiere a la contaminación del aire dentro de edificios, locales comerciales, aeropuertos, oficinas, industrias, etc. La calidad del aire en interiores es un problema ambiental, por tanto, se ha planteado que la contaminación en interiores implica efectos negativos en la salud (Aydogdu *et al.*, 2004).

La mayoría de nuestra vida la pasamos en lugares cerrados y un factor muy importante para la salud es la calidad del aire del ambiente en estos lugares que frecuentamos. La calidad del aire en los espacios cerrados dentro de un edificio puede afectar la salud de las personas que se encuentran dentro este, provocándole alergias o hipersensibilidad; lo que se conoce como Síndrome del Edificio Enfermo. En los últimos años este síndrome ha sido foco de muchas investigaciones relacionadas con enfermedades causadas por el medio ambiente interior (Caballero *et al.* 2007).

Diversos estudios realizados por la Agencia de Protección Medio ambiental de los Estados Unidos (EPA) sobre la exposición de humanos a los contaminantes del aire, indican que los niveles de contaminación en ambientes cerrados son entre 2 a 5 y en algunos casos 100 veces más concentrados que los niveles presentes en el aire exterior. Lo cual, asociado a las condiciones operativas no adecuadas de sistemas de ventilación y recirculación de aire, plantean un potencial problema de la calidad del aire dentro de dichos espacios. Estos resultados son de mucha importancia

según lo mencionado anteriormente, ya que la mayoría de las personas pasan cerca del 90% de su tiempo en el interior de recintos cerrados (EPA, 2005).

Hay factores que inciden en la calidad de aire, por ejemplo, factores físicos como las corrientes de aire, la humedad relativa y la temperatura, o los factores químicos por ejemplo gases como el dióxido de carbono, el monóxido de carbono, el dióxido de azufre etc. y factores biológicos como los hongos y bacterias. Además, el grado de contaminación microbiana en estos ambientes está influenciado por la frecuencia de ventilación, el número de personas presentes en la sala, la naturaleza y el grado de las actividades que las mismas desempeñan (De La Rosa *et al.*, 2000).

Los contaminantes biológicos pueden ser responsables de enfermedades infecciosas y también de alergias. Muchos microorganismos como los hongos y bacterias pueden encontrarse suspendidos en las corrientes de aire. Varios factores como la intensidad y la dirección del aire inciden en la supervivencia y presencia de estos microorganismos.

Hongos, algas, líquenes, bacterias y algunos protozoos producen esporas como mecanismo de sobrevivencia cuando las condiciones ambientales no son las adecuadas y estas pueden ser encontradas en las corrientes de aire.

En el caso de los hongos especies de *Cladosporium* predomina en el aire, tanto sobre la tierra como sobre el mar, aunque también es frecuente encontrar otros mohos, como *Alternaria*, *Aspergillus*, *Mucor* o *Penicillium* y levaduras del género *Rhodotorula* (Underwood, 1992).

La concentración de esporas en ambientes interiores es menor que las encontradas en el exterior (Burge *et al.*, 2000) pero todavía no hay una concentración específica

que indique si el grado de contaminación de un lugar es perjudicial o no. Sin embargo, Klanova (2000), determino que la concentración de hongos en ambientes internos por encima de 2.000 UFC/m³ puede ser considerada como un factor de riesgo serio para la salud de los ocupantes, ya que algunos hongos producen micotoxinas, que pueden estar presentes dentro de las esporas y pueden ser inhaladas con ella (Albright, 2001).

1.1.1. Antecedentes del problema

Un gran problema en el aire interior de los lugares que frecuentamos es la cantidad de biopartículas o partículas biológicas como: las bacterias, virus y hongos. Las biopartículas que se encuentran presentes en el aire utilizan el mismo para dispersarse y transportarse, llegando de esta manera a las personas que respiran un promedio de 14 m³ de aire por día (Hayleeyesus y Manaye, 2014).

En los últimos años la comunidad científica ha realizado estudios para evaluar la calidad del aire interior en estructuras como los edificios ya que las biopartículas además de producir el deterioro de estas estructuras también producen sustancias como toxinas que causan enfermedades respiratorias, sistémicas y alergias (Ríos, 2011, De la Rosa *et al.*, 2002).

Muchas actividades cotidianas como el caminar, estornudar o hablar pueden ser las principales formas de dispersión de las biopartículas ya que estas actividades ayudan a transportar los microorganismos.

Constantemente los humanos estamos expuestos a estas biopartículas como las esporas de hongos sin que les produzcan daño alguno, pero en algunos casos hay personas susceptibles a estas y pueden inhalar un número suficiente de esporas que puede desencadenar síntomas como sequedad y escozor en ojos, nariz y garganta, piel seca, cefalea y letargo; y así producir ciertas enfermedades como asma, rinitis o bronquitis (Rivera *et al.*, 2009).

La contaminación aérea por microorganismos ha sido relacionada con el Síndrome del Edificio Enfermo (SEE).

Es poca la evidencia que existe al respecto, por lo que aún no se ha confirmado si la influencia de este factor es significativamente negativa en la salud de los ocupantes de las edificaciones (Rivera, *et al.*, 2009). Sin embargo, en el 2009 la OMS en una publicación de revisión, que incluía numerosos estudios epidemiológicos demostró que existe suficiente evidencia entre los factores relacionados a los daños en edificaciones ocasionados por la humedad y la amplia gama de efectos sobre la salud respiratoria, que incluye, afecciones como asma, infecciones, síntomas en el tracto respiratorio superior, entre otras (World Health Organization, 2009).

En lugares donde se concentran mayor cantidad de personas como escuelas, teatros, hospitales y bibliotecas pueden aparecer más casos de personas con afecciones. Rivera *et al.* (2009), realizaron el monitoreo bacteriológico al interior de un edificio universitario moderno, con aireación mecánica, de la ciudad de Puebla, en México y aislaron bacterias potencialmente patógenas de los géneros

Enterococcus (58,5 %), *Escherichia* (11 %) y *Proteus* (30,5 %). Aunque las condiciones internas del edificio fueron satisfactorias, no se pudo descartar la presencia de agentes etiológicos (Rivera *et al.*, 2009).

Otro estudio realizado en edificaciones universitarias, pero esta vez de un edificio antiguo de la ciudad de Quito, Ecuador, evidenció que el desgaste de las estructuras y su falta de mantenimiento son factores importantes que promueven el desarrollo de hongos tales como *Aspergillus* spp., *Cephalosporium* spp., *Cladosporium* spp., *Penicillium* spp. y *Rhizopus* spp. (Granda, 2011).

Los resultados de un estudio realizado en una universidad española, mostraron que la cantidad de bacterias presentes en el interior de las estructuras eran más altas cuando había más personas concentradas en la estructura.

No fue el mismo caso para los hongos, ya que la concentración media disminuía ligeramente con la presencia de ocupantes. Además, se encontró mayor concentración de bacterias en ambientes interiores que en el exterior, confirmando estudios anteriores que aseguran, que contrario a lo que sucede en áreas abiertas, en ambientes interiores, la concentración de bacterias supera la carga fúngica.

En cuanto a bacterias aisladas con mayor frecuencia se identificaron los géneros: *Acinetobacter*, *Bacillus*, *Corynebacterium*, *Micrococcus*, *Neisseria*, *Pseudomonas*, *Staphylococcus* y *Streptococcus* y entre los hongos, el género *Cladosporium* en mayor frecuencia, seguido de *Aspergillus*, *Alternaria* y *Penicillium* (Soto *et al.*, 2009).

Según Borrego y Perdomo (2014), en seis depósitos del Archivo Nacional de Cuba demostraron que la carga fúngica fue significativamente menor que la bacteriana. Dentro de las bacterias aisladas se encontraron *Bacillus polymyxa*, *Bacillus* sp., *Corynebacterium* sp., *Enterobacter agglomerans*, *Enterobacter hafniae*, *Hafnia alvei*, *Staphylococcus* sp., *Serratia marcenscens*, *Serratia* sp., *Streptococcus* sp., y *Streptomyces* sp. Los géneros de hongos predominantes fueron *Aspergillus*, *Cladosporium* y *Penicillium*; se detectaron otros como *Alternaria*, *Chrysonilia*, *Curvularia*, *Fusarium* y *Mucor*.

Además, se observó que, aunque algunos espacios cumplían con los estándares de temperatura y humedad relativa, y las condiciones de orden y aseo eran buenas, los valores (805, 1397 UFC/m³ para bacterias y 228, 516 UFC/m³ para los hongos) excedían las referencias que sugieren la concentración microbiana permitida para el ambiente (≥ 500 UFC m³) por lo que fue considerado como un ambiente contaminado (Borrego y Perdomo, 2014).

Otro estudio realizado en el año 2012, en una biblioteca universitaria de la ciudad de Tunja, Colombia; mostró, por el contrario, una mayor diversidad de géneros fúngicos que bacterianos. Dentro de los géneros fúngicos más frecuentes se encontraron: *Cladosporium*, *Paecilomyces* y *Penicillium*, y en cuanto a las bacterias, *Bacillus* y *Neisseria*, fueron los géneros más comunes, presentando todos estos un potencial riesgo para la salud de los trabajadores de la biblioteca evaluada (Tolosa et al., 2012).

1.1.2. Situación actual del problema

La contaminación que se produce en los diversos decanatos de las facultades y el Laboratorio de Agua y Servicios Físico Químicos (LASEF) de la UNACHI a través de los aires acondicionados pueden provocar enfermedades. Las esporas fúngicas, son componentes normales de ambientes externos. El aire de muchos ambientes internos también contiene esporas. Según estudios realizados (Borrego y Perdomo, 2014; Granda, 2011; Rivera *et al.*, 2009; Soto *et al.*, 2009; Toloza *et al.*, 2012); las estructuras internas de edificios pueden ser contaminadas por las esporas de hongos que se encuentran en los ambientes externos. Las oficinas de los decanatos pueden servir como reservorios para la reproducción de los hongos una vez que se den las condiciones ambientales aptas para ellos, y estos hongos pueden afectar tanto a las estructuras como al personal que trabaja en ellas.

1.1.3. Planteamiento del problema

Como los decanatos de las diez facultades (Administración de Empresas y Contabilidad, Administración Pública, Ciencias de la Educación, Ciencias Naturales y Exactas, Comunicación Social, Derecho y Ciencias Políticas, Economía, Enfermería, Humanidades y Medicina) y el LASEF de la Universidad Autónoma de Chiriquí se encuentran en oficinas cerradas ambientadas artificialmente con aires acondicionados tienen una mayor predisposición a mantener concentraciones altas de esporas en el aire (Granda, 2011). La presencia de estas esporas puede afectar al personal que trabaja diariamente dentro de estas oficinas por la continua exposición a las mismas. Pueden desarrollar alergias sistémicas o dermatitis

provocadas por especies de *Fusarium* (Martinez *et al.*, 2014) o en casos más graves pueden desarrollar cáncer por la absorción de aflatoxinas (micotoxinas) que producen las especies *Aspergillus niger* y *Penicillium citrinum* (Bolet y Socarráz, 2005).

Los hongos mencionados anteriormente son parte de los géneros y especies identificadas en este estudio.

1.1.4. Hipótesis

- H_0 = Las oficinas de LASEF y decanatos de las diez facultades de la Universidad Autónoma de Chiriquí están contaminados con esporas de hongos.
- H_a = Las oficinas de LASEF y decanatos de las diez facultades de la Universidad Autónoma de Chiriquí no están contaminados con esporas de hongos.
- Criterio de rechazo: Rechazar H_0 si $p \leq \alpha$

1.1.5. Objetivos del Proyecto

1.1.5.1. Objetivo general

- Determinar la diversidad de los hongos presentes en el aire interior del Laboratorio de Agua y Servicios Físicoquímicos y los decanatos de las diez facultades (Administración de Empresas y Contabilidad, Administración Pública, Ciencias de la Educación, Ciencias Naturales y Exactas,

Comunicación Social, Derecho y Ciencias Políticas, Economía, Enfermería, Humanidades y Medicina) de la Universidad Autónoma de Chiriquí.

1.1.5.2. Objetivos específicos

- Aislar esporas de microhongos del aire mediante el método de cajas Petri abiertas, en las oficinas de los diez decanatos y LASEF de la Universidad Autónoma de Chiriquí.
- Identificar las especies de hongos presentes en el aire interior en las oficinas de los diez decanatos y LASEF de la Universidad Autónoma de Chiriquí mediante la caracterización micromorfológica utilizando literatura especializada.
- Comparar la riqueza de especies encontradas en los diez decanatos y LASEF de la Universidad Autónoma de Chiriquí.

1.1.6. Alcance o cobertura

El estudio de calidad del ambiente será desarrollado en los diez decanatos y el Laboratorio de Aguas y Servicios Físicoquímicos de la Universidad Autónoma de Chiriquí, David, permitiendo hacer mejoras en la calidad del ambiente en el que se encuentran los trabajadores y permitiendo llevar este estudio a realizar a otras Universidades o entidades que se encuentran en otros sectores de la región en mención.

1.1.7. Restricciones

En la presente investigación se realizaron pocos muestreos, lo cual representa una limitación. Además, algunos hongos no se lograron identificar a nivel de especie por la falta de estructuras relevantes para su adecuada identificación morfológica por ejemplo *Cladophialophora*, *Moniliella* y *Trichothecium*.

1.1.8. Justificación del proyecto

Existe evidencia que ambientes cerrados como las bibliotecas, decanatos y laboratorios de investigación se prestan para el desarrollo y crecimiento de microorganismos, lo cual puede originar efectos nocivos sobre la salud de las personas y sobre los materiales existentes en estos lugares (García *et al.*, 2005).

La calidad de aire en ambientes interiores puede tener efectos severos sobre la salud de las personas que trabajan en ellos por eso se hace necesario construir métodos y estándares que indiquen esta calidad tomando en cuenta la presencia de los microorganismos en el aire.

Para países como el nuestro, este tipo de evaluaciones son aún más importantes debido a la gran diversidad de microorganismos asociados a las altas temperaturas, además del alto porcentaje de humedad relativa (HR) existente en el ambiente, que es clave en la aceleración del crecimiento fúngico y su proliferación.

La presencia de agentes biológicos y el grado de contaminación presente en el aire interior de los diferentes ambientes de las facultades y el LASEF de la UNACHI, puede contribuir al Síndrome del Edificio Enfermo (SEE). Esta puede ser la causa

de muchos de los problemas que pueden abarcar desde una simple fatiga, dolor de cabeza o incomodidad, hasta síntomas compatibles con alergias, enfermedades en las vías respiratorias entre otras, ya sea en el personal de trabajo o en los estudiantes que se encuentran diariamente expuestos durante varias horas en estos ambientes internos.

Esta situación me ha motivado a realizar el presente trabajo de investigación y llevar a cabo la evaluación de la calidad del aire interior, con el propósito de conocer la situación actual de las diversas facultades y el LASEF de la UNACHI, lo cual me permitirá proponer alternativas de mejoras en los lugares donde se encuentre un grado de contaminación alto.

CAPITULO II

2. MARCO TEORICO

2.1. AEROBIOLOGÍA

La Aerobiología tiene muchas definiciones parecidas, pero el primero en utilizar el término fue un fitopatólogo llamado Fred C. Meier. Él incluyó dentro del término los estudios cuyos temas se basaran en las bacterias, los granos de polen y las esporas de hongos que se encuentran suspendidos en la atmósfera (Domínguez, *et al.* 2012; Almaguer *et al.* 2008).

Hoy en día el termino incluye procesos como dispersión, movimiento y transmisión de agentes aerosoles en la atmósfera como el polen, las esporas de hongos y bacterias (Almaguer *et al.* 2008, Aguirre, 2016).

2.1.1. Calidad del aire exterior

La atmosfera exterior que encontramos alrededor de las construcciones o en campos abiertos contienen una cantidad innumerable de partículas en suspensión. Estas partículas en su mayoría son inertes, pero también podemos encontrar partículas biológicas. Dentro de las partículas biológicas encontramos los virus, bacterias y las esporas de los hongos que son las más abundantes (Castro, 2009).

La dinámica de las esporas de hongos ha sido foco de diversos estudios que buscan determinar la calidad del aire exterior en determinados lugares y diferentes estaciones del año tomando en cuenta la cantidad de esporas presentes en las corrientes de aire (Almaguer *et al.* 2008; Sabariego *et al.* 2004).

Según Cabral y Araujo (2010), las concentraciones de esporas de hongos en ambientes exteriores son hasta 1000 veces mayores que las de otras biopartículas como el polen, que se encuentran suspendidas en las corrientes de aire.

Estas concentraciones de esporas en ambientes externos siempre son mayores a las de los ambientes internos (Moctezuma, *et al.*, 2015; Klanova, 2000).

La cantidad de esporas suspendidas en las corrientes de aire pueden variar durante el año dependiendo de la época ya que existen hongos como *Alternaria* y *Cladosporium* que tienen su pico más alto de esporulación entre mayo y octubre (Sabariego *et al.*, 2004; Sánchez y Almaguer, 2014).

Es muy importante tener en cuenta esta información ya que estas esporas que se encuentran suspendidas en las corrientes de aire representan en muchos casos un factor de riesgo para la salud de las personas que están expuestas a ellas.

2.1.2. Calidad del aire interior

Por el tipo y el ritmo de vida que llevamos hoy en día nos vemos en la necesidad de pasar la mayoría del tiempo de nuestras vidas en lugares cerrados que dispongan de sistemas de aire, ya sea en nuestro lugar de trabajo, lugares que frecuentamos para comer, dentro de nuestros vehículos, incluso cuando vamos de compras ya que estos lugares cuentan con grandes sistemas de aire central para climatizarlos. Según la Agencia de Protección Medio Ambiental de los Estados Unidos (EPA), las personas pasan cerca del 90% de su tiempo diario en lugares cerrados (EPA, 2005).

Debido a esto y con el pasar de los años las personas tienden a desarrollar enfermedades asociadas a la calidad del aire en lugares interiores.

Cuando hablamos de calidad del aire interior nos referimos a la contaminación que podemos encontrar en un lugar cerrado (Castañeda *et al.*, 2003). La contaminación de los lugares interiores se puede dar por agentes abióticos como el polvo, materiales de construcción, gases provenientes de disolventes o materiales de limpieza como el cloro. Otro tipo de contaminación proviene de agentes biológicos como el polen, las bacterias, los virus, excremento de animales y las esporas de hongos presentes en el aire de estos recintos (Khan y Karuppayil, 2012).

En algunos recintos cerrados las concentraciones de esporas son mayores que en ambientes exteriores. No se ha determinado con certeza que concentración de esporas pueden ser perjudiciales para los humanos que están expuestos a ellas. Algunos autores sugieren que si las concentraciones de esporas dentro de un recinto cerrado son iguales o menores a las concentraciones del ambiente externo entonces estas son aceptables (Felipe, 2016). Mientras que Klanova (2000), estableció que las concentraciones de esporas mayores a 2000 UFC/m³ pueden ser perjudiciales para la salud de las personas que estén expuestas a estas. La exposición a estas esporas puede provocar diversas patologías principalmente infecciones cutáneas y afecciones respiratorias (Méndez *et al.*, 2015).

2.2. Microhongos en el aire interior (aeromicología)

Como Panamá es un país de clima tropical donde la humedad relativa y las temperaturas son altas esto favorece el crecimiento de los hongos. La proliferación de estos en ambientes cerrados causa algunas afecciones a las personas, por esta razón los hongos han sido el foco de muchos estudios en los últimos años. Para llevar a cabo estos estudios los científicos se apoyan en una rama de la aerobiología llamada aeromicología. La aeromicología estudia la presencia de esporas de hongos y otras estructuras de estos en la atmósfera y los factores que puedan afectarla (Ríos, 2011; Sánchez y Almaguer 2014).

2.2.1. Microhongos (definición)

Cuando hablamos de los hongos los podemos dividir en dos grandes grupos, los macrohongos o setas y los microhongos. Los macrohongos son aquellos que están formados por un cuerpo fructífero visible a simple vista en la naturaleza. Son de diversos tamaños, pero la característica principal es que no se necesita de ningún instrumento para poder observarlos. En cambio, para ver a los microhongos necesitamos de instrumentos especiales con mucho aumento como lo son los microscopios. Con la ayuda de los microscopios se pueden observar las estructuras y el cuerpo fructífero de los microhongos que son indispensables para su debida identificación.

Los microhongos son de gran importancia ecológica ya que juegan un rol principal en el procesamiento de materia orgánica en la naturaleza y los ciclos biogeoquímicos (Jiménez, 2004).

2.3. Generalidades de los hongos

Los hongos eran considerados plantas y estaban dentro del reino plantae ya que macroscópicamente tenían características que eran compatibles con las plantas. Hoy en día se conoce que los hongos no son plantas ni animales y tienen su propio reino, el Reino Fungi (Kuhar *et al.* 2013).

Los hongos pueden ser unicelulares o multicelulares. Tienen paredes rígidas como la de las plantas por la presencia de un polisacárido llamado quitina que se encuentra en el exoesqueleto de los insectos. Son organismos heterótrofos ya que no tienen clorofila, y obtienen su energía del carbono de la materia orgánica en descomposición o de plantas y animales (Estrada y Ramírez, 2019).

2.3.1. Morfología

Los hongos tienen una morfología muy variada y para hablar de esta, primero tenemos que mencionar la estructura principal que forma los cuerpos fructíferos de los hongos, las hifas.

2.3.1.1. Hifas

Cuando hablamos de los cuerpos fructíferos de los hongos, estos están formados por un talo o micelio. Este micelio a su vez está compuesto por unas estructuras cilíndricas filamentosas llamadas hifas. Estas estructuras pueden tener un diámetro uniforme, o pueden ser gruesas en las bases y volverse más delgadas o finas hacia el ápice. Las hifas que forman el cuerpo de los hongos pueden ser de dos tipos: septadas o cenocíticas. Las hifas septadas están divididas por septos o tabiques que delimitan cada una de las células que las forman y estos septos están

posicionados a una distancia regular entre ellos dentro de cada hifa. Cada célula de estas hifas contiene uno o múltiples núcleos (Moreno, 2013). Estas hifas suelen ser más pequeñas en diámetro que las hifas cenocíticas (Aristegui, 2002). Las hifas llamadas cenocíticas o sifonadas no tienen septos, son estructuras continuas con citoplasma y múltiples núcleos.



Figura 1. Hifas de hongos. A. Hifas cenocíticas. B. Hifas septadas. (según Cambell *et al.*, 2001).

2.3.1.2. Formas de micelio

Las hifas ya sean septadas o cenocíticas se unen para formar un entramado celular que forma el cuerpo del hongo llamado micelio. Este micelio puede tener múltiples formas muy distintas unas de las otras. Entre las formas micelares de los hongos podemos mencionar:

2.3.1.2.1. Plasmodio

Muchas veces el hongo no forma un cuerpo fructífero como tal, pero tiene una estructura celular que le permite sobrevivir en la naturaleza. Esta estructura celular es conocida como plasmodio. El plasmodio es una masa celular con forma ameboide, sin divisiones, multinucleada que le permite al hongo alimentarse de materia orgánica que se encuentra en el sustrato mientras se mueve a través de este. Si ya no encuentra materia para alimentarse el plasmodio entra en un estado de formación de cuerpos fructíferos para realizar reproducción sexual (Estrada y Ramírez, 2019). Puede medir unas pocas micras hasta varios metros de longitud.

2.3.1.2.2. Plectenquima

Cuando las hifas se entrelazan formando un tejido organizado en el micelio del hongo se habla de plecténquima. El plecténquima puede desarrollarse de dos formas, el prosénquima y el seudoparénquima. El prosénquima es una masa de hifas que se entrelazan, pero no se unen entre sí, siguen diferenciadas e individuales. Forman un tejido suave como el tejido del píleo de los hongos agaricales. El seudoparénquima es una masa de hifas que se entrelazan formando una red donde las uniones de las hifas se sueldan formando células con formas ovaladas o isodiamétricas y de consistencia dura.

2.3.1.2.3. Haustorios

Los haustorios son estructuras especializadas que los hongos utilizan para absorber nutrientes de las células del hospedero. Estas estructuras con forma de botón penetran las células y se ramifican para realizar su función.

2.3.1.2.4. Apresorios

Son estructuras en forma de espina o clavo que utilizan los hongos para traspasar la pared celular del hospedero vegetal. Una vez el apresorio por acción mecánica ingrese a la célula vegetal, este se sigue desarrollando como una hifa que crece y se ramifica dentro de la célula.

2.3.1.2.5 Rizomorfos

Son estructuras en formas de raíces engrosadas formadas por la unión de muchas hifas, que los hongos pueden utilizar para absorber o conducir sustancias nutritivas. También pueden ser utilizadas como estructuras de supervivencia cuando las condiciones no son las adecuadas para el hongo (Estrada y Ramirez, 2019).

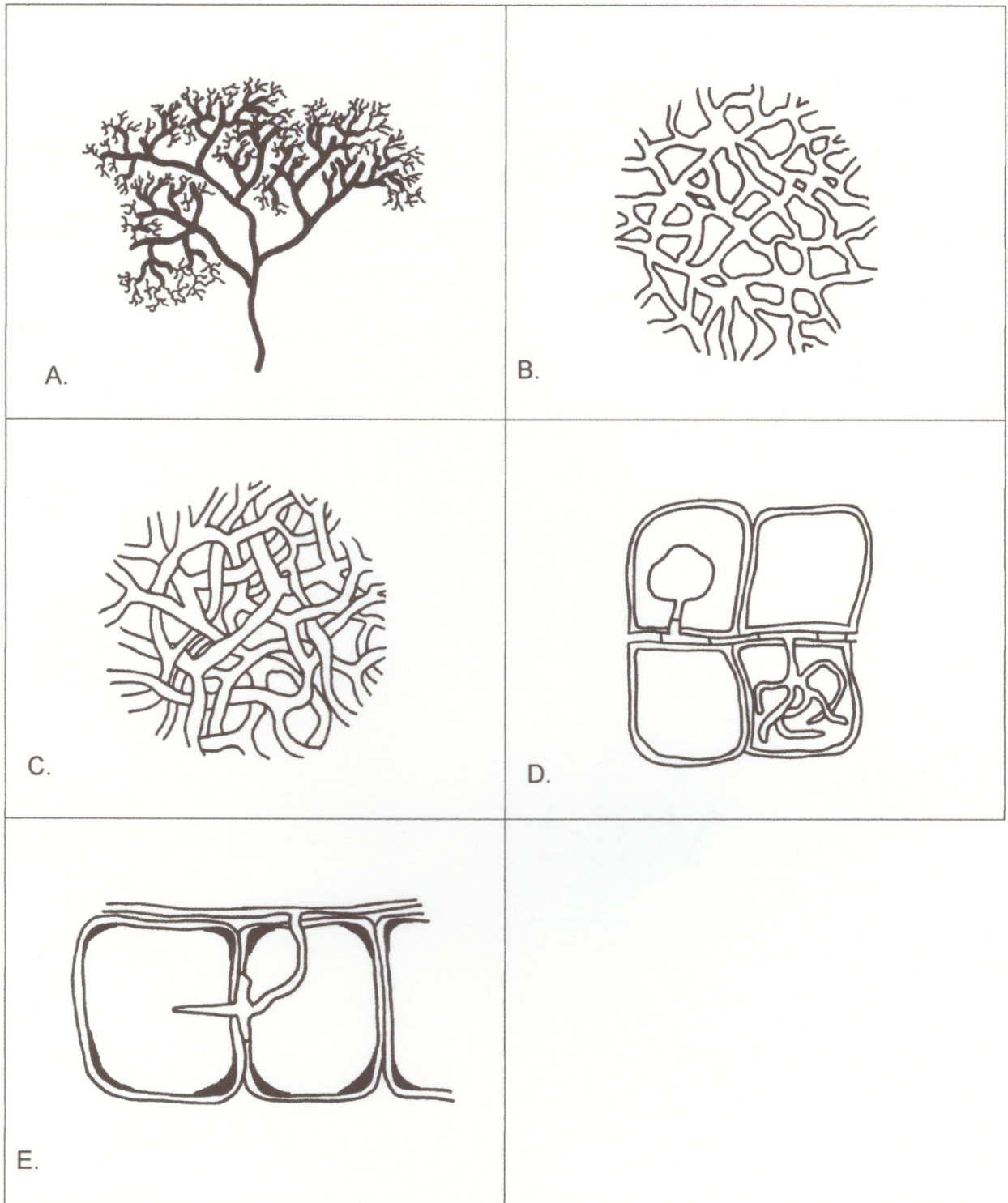


Figura 2. Formas de micelio. A. Plasmodio. B. Seudoparenquima. C. Prosenquima. D. Haustorio. E. Apresorio. (según Moreno, 2013).

2.3.1.3. Cuerpo fructífero

Cuando hablamos de cuerpos fructíferos nos referimos a las estructuras que contienen los órganos productores de las esporas tanto en macrohongos como en microhongos (Ulloa y Hanlin, 2001). Pueden ser muy variados en tamaño y formas. Aquí vamos a mencionar los más comunes que podemos encontrar en la naturaleza y que están dentro de las divisiones Ascomycota y Basidiomycota.

En la división Ascomycota encontramos formas como los cleistotecios, peritecios y los apotecios.

Los cleistotecios son cuerpos fructíferos cerrados sin poros con paredes gruesas que se rompen irregularmente o se desintegran para liberar las ascosporas (Ulloa y Hanlin, 2001).

Los peritecios tienen forma globosa con una estructura en forma de botella corta o alargada con un ostiolo por donde salen las ascosporas (Estrada y Ramírez, 2019).

Los apotecios son una forma de cuerpo fructífero o ascocarpo que cuando son maduros se abren tomando una forma de copa y exponiendo el himenio donde se encuentran las ascosporas (Ulloa y Hanlin, 2001)

Los hongos de la división basidiomycota producen sus esporas en unas estructuras con forma clavada o forma de pera llamados basidios. Estos basidios crecen sobre el himenio de los hongos y producen por lo general cuatro basidiosporas.

Otro tipo de cuerpo fructífero son los gasteroides. Se les conoce como gasteroides porque asemejan una bolsa, donde se producen las esporas. Estos tipos de hongos

liberan sus esporas cuando la membrana que forma la bolsa se abre y las sueltan a las corrientes de aire o pueden desintegrarse en una sustancia líquida y pegajosa que atrae a los animales y estos se encargan de dispersar las esporas (Kuhar *et al.* 2013).

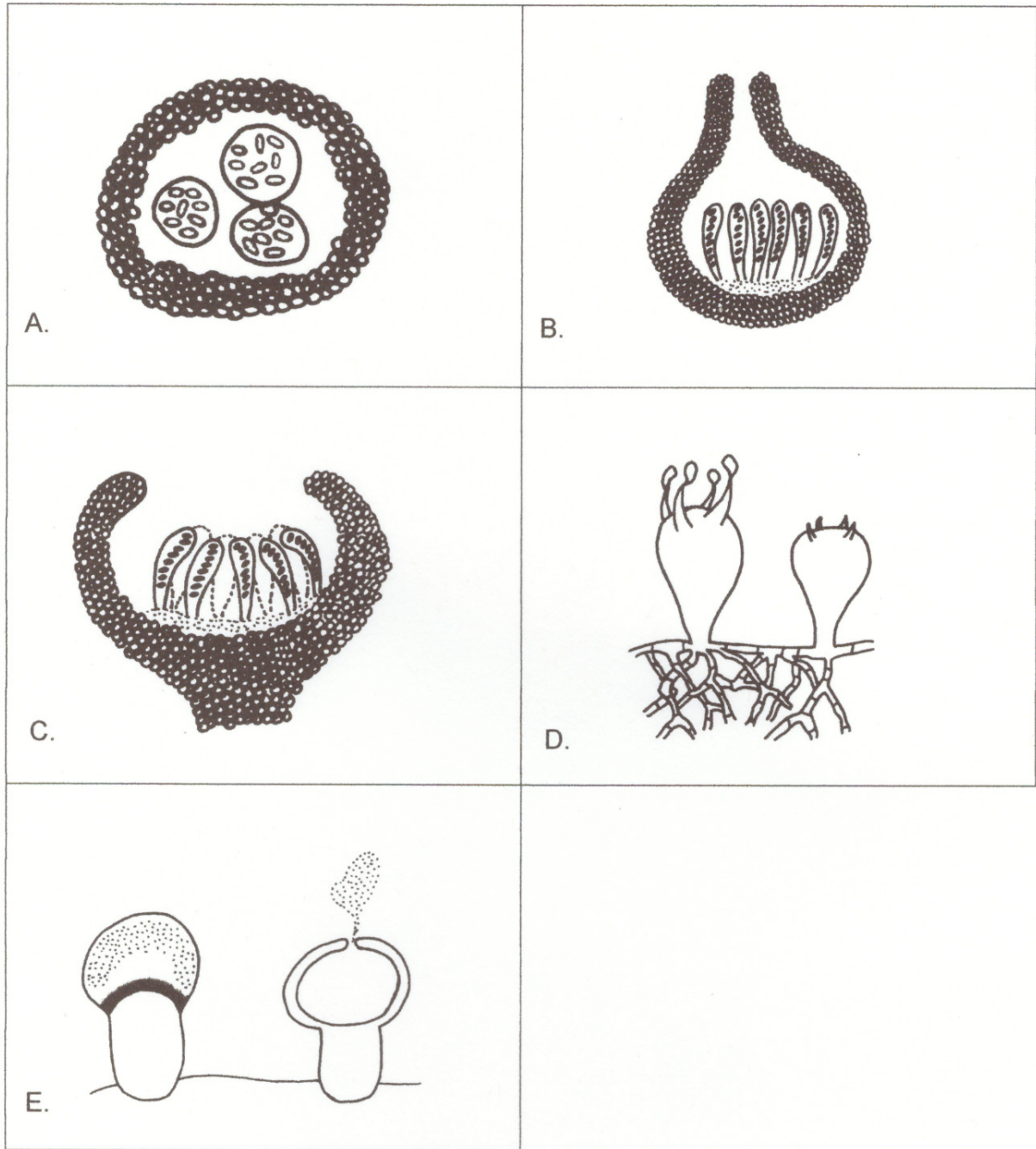


Figura 3. Formas de cuerpos fructíferos. A. Cleistotecio. B. Peritecio. C. Apotecio. D. Basidios. E. Gasteroides. (según Moreno, 2013).

2.3.2. Nutrición y Crecimiento

Los hongos son organismos heterótrofos ya que a falta de clorofila no producen su propio alimento. Estos al ser heterótrofos se alimentan de sustancias orgánicas que encuentran en el sustrato. Son considerados quimiotrofos por que utilizan el carbono ya sea de plantas o animales para alimentarse y como fuente de energía (Madigan *et al.* 2015). Para obtener estas sustancias los hongos digieren la materia orgánica del sustrato mediante la secreción de exoenzimas que actúan sobre la materia y de esta manera transforman moléculas grandes como las proteínas y los polisacáridos en moléculas más simples que son absorbidas por las hifas del hongo (Cannon *et al.* 2018).

Para seguir hablando del crecimiento de los hongos tenemos que mencionar primeramente como se da el metabolismo de estos. Como resultado del metabolismo de los hongos se producen moléculas como lo son la glomalina, enzimas, antibióticos y toxinas de mucha importancia clínica y ecológica.

2.3.2.1. Metabolismo (glomalina)

En los últimos años se ha encontrado que la presencia de hongos en los suelos le da una estabilidad y compactación a los mismos. Un producto del metabolismo de los hongos que están presentes en los suelos es la glomalina. La glomalina es una glicoproteína hidrófoba que permite que los agregados del suelo sean más estables y es producida por las hifas de los hongos presentes en el suelo o asociados a este (Borie *et al.* 2000). La producción de la glomalina dependerá de la cantidad y diámetro del micelio del hongo que en ocasiones puede ser de varios metros.

2.3.2.2. Producción de enzimas

Los hongos producen gran cantidad de metabolitos o productos cuando realizan su metabolismo. Como son organismos descomponedores y su alimentación se basa en la absorción necesitan transformar la materia orgánica en sustancias simples que pueda obtener fácilmente el hongo. Esto lo llevan a cabo mediante la producción de enzimas que segregan sobre el sustrato y lo digieren externamente para ser absorbido luego por el hongo a través de sus hifas. Como una de las materias primas que compone el sustrato donde crecen los hongos son las plantas, los hongos producen enzimas para degradarlas. La lignina y la celulosa que conforman estructuralmente a las plantas son atacadas por las celulasas, lignilasas y peroxidases producidas por los hongos.

2.3.2.2.1. Lignilasas

La lignina que forma las plantas es el segundo biopolímero más abundante en la naturaleza, es lo que conocemos como madera. Los hongos que degradan la madera se conocen principalmente como podredumbre blanca. Estos segregan enzimas ligninolíticas como la enzima lignino peroxidasa (LiP) y la enzima manganeso peroxidasa (MnP), que rompen los enlaces que forman la molécula de lignina (Quintero *et al.*, 2006), haciéndola fácil de digerir para el hongo.

2.3.2.2.2. Celulasas

La celulosa es un componente de la pared celular de las plantas, y es el biopolímero más abundante en la naturaleza (Martinez *et al.*, 2008). Como la celulosa es tan abundante se realizan estudios en la rama de la biotecnología para procesarla y

sacarle provecho por ejemplo en la producción de biocombustible (Escudero *et al.* 2013).

Los hongos producen una gran cantidad de enzimas celulasas, las cuales pueden dividirse en endocelulasas, exocelulasas y β -glucosidasa y estas tienen la función de romper los enlaces de la celulosa produciendo principalmente compuestos como los oligosacáridos y las celobiosas.

2.3.2.3. Producción de Antibióticos

Otro de los productos del metabolismo de los hongos son los antibióticos, usados mundialmente para tratar enfermedades. Hay gran cantidad de antibióticos que son producidos por los hongos, pero los mayormente utilizados son las cefalosporinas y las penicilinas.

2.3.2.3.1. Cefalosporinas

Las cefalosporinas son un tipo de antibiótico clasificado como beta-lactámico llamados así por la presencia en su estructura molecular de un anillo β -lactámico (Werth, 2018). Estas son eficaces para un amplio espectro de patógenos, Las cefalospirinas actúan sobre las bacterias inhibiendo la formación de su pared celular (Andraca *et al.* 2001). Hoy en día se utilizan cefalosporinas hasta de 5ta generación para el tratamiento de organismos patógenos.

2.3.2.3.2. Penicilinas

Producidas principalmente por *Penicillium glaucum*, *P. notatum* y *P. chrysogenum* (Mendoza, 2006), son antibióticos beta-lactámicos de amplio espectro. Estas evitan

la formación de las paredes celulares de las bacterias provocando la muerte de las mismas. La primera penicilina utilizada clínicamente está en el grupo de las penicilinas G, pero como es susceptible a los jugos gástricos se le han adicionado componentes para protegerlas y que su efecto dure por lo que se están produciendo las penicilinas semisintéticas (Werth, 2018).

2.3.2.4. Producción de micotoxinas

Los hongos producen sustancias llamadas toxinas que pueden ser perjudiciales para los animales y los humanos. Las toxinas producidas por los hongos se denominan micotoxinas y son metabolitos secundarios producto del metabolismo de los hongos. Las micotoxinas provocan daño a los animales y a los humanos ya sea por ser ingeridas, inhaladas o por contacto con el tejido (Estrada y Ramírez, 2019). Las micotoxinas entran químicamente en el grupo de los alcaloides y pueden provocar desde alergias hasta cáncer en los humanos (Wei *et al.*, 2016). Existen alrededor de 400 micotoxinas estudiadas, pero se estima que su número llega a ser de miles. Una de las micotoxinas más estudiadas e importante son las Aflatoxinas.

2.3.2.4.1. Aflatoxinas

Las aflatoxinas son un grupo de micotoxinas muy importantes para el ser humano ya que produce la pérdida de un 25% de los cultivos a nivel mundial (OMS, 2018). Son producidas principalmente por *Aspergillus flavus* y *A. parasiticus* (Navarro, 2013). Afectan al ser humano cuando este entra en contacto con granos, cereales y sus derivados que estén contaminados (Carrol *et al.*, 2016).

2.3.2.5. Variables que influyen en el crecimiento de los hongos

Los hongos son cosmopolitas y crecen en cualquier sustrato, pero necesitan de ciertas condiciones en su ambiente que le permitan prosperar. Los factores más importantes que influyen en el crecimiento y desarrollo de los hongos son la temperatura, la humedad, la disponibilidad de luz, las concentraciones de CO₂ y el pH.

2.3.2.5.1. Temperatura

La mayoría de los hongos son mesófilos ósea que crecen entre los 20°C y los 40°C. La temperatura es de suma importancia porque puede regular la tasa de crecimiento de los hongos. Existen hongos que crecen a más de 45°C, pero son pocas especies. La temperatura óptima para que se dé el crecimiento hifal de los hongos es de 37°C (Estrada y Ramírez, 2019). A temperaturas extremas muy altas o muy bajas los hongos inhiben su metabolismo y por ende su crecimiento.

2.3.2.5.2. Humedad

Los hongos pueden sobrevivir en condiciones de escasa humedad, pero restringidamente a falta de esta. Para su desarrollo y actividades metabólicas necesita que la humedad en la atmosfera sea de por lo menos el 70% (Tipán, 2016). En el caso de muchos hongos para que se produzca la formación y dispersión de las esporas, la humedad en el ambiente debe ser entre el 80% y el 95% (Ortíz *et al.* 2011).

2.3.2.5.3. Concentración de CO₂

Los hongos son organismos aerobios ósea que todas sus reacciones metabólicas se llevan a cabo en presencia del oxígeno. Por eso es que en lugares sin presencia de aire es raro encontrarlos. Las altas concentraciones de CO₂ inhiben el crecimiento de las estructuras de reproducción, así como el crecimiento del micelio del hongo (Sanchez *et al.* 2007). Por esto no crecen en lugares pantanosos o lodosos donde abundan organismos anaerobios.

2.3.2.5.4. Iluminación

La luz es un factor muy importante en los hongos porque puede llegar a afectar el metabolismo de los mismos por ejemplo el fototropismo de los cuerpos fructíferos que es positivo hacia la luz. La presencia o ausencia de la luz afecta el desarrollo de los cuerpos fructíferos, el crecimiento hifal y la producción de esporas en los hongos. Una larga exposición a la luz ultravioleta termina por matar al hongo.

2.3.2.5.5. pH

Los hongos en general toleran un amplio rango de pH entre los 3 y 6. El pH influye en la actividad enzimática de los hongos. Pero según estudios realizados prefieren los pH ácidos, aunque el óptimo está entre 5 y 6 (Estrada y Ramírez, 2019). Los pH ligeramente alcalinos de 7.5 en adelante ya empiezan a afectar el crecimiento y el metabolismo de los hongos en el ambiente (Sánchez *et al.* 2007).

2.3.3. Reproducción

Los hongos se reproducen mediante esporas. La producción de estas esporas se puede dar de forma sexual o de forma asexual. Para la reproducción, el hongo puede

formar estructuras especializadas (eucarpico) o el mismo talo puede transformarse en una estructura de reproducción (holocarpico).

2.3.3.1. Reproducción sexual

La reproducción sexual se dá cuando se unen dos núcleos haploides compatibles. Este proceso comienza con la plasmogamia que es la unión del protoplasma de las células. Luego sigue la cariogamia que es la unión de ambos núcleos. Y termina con una meiosis o división celular donde los núcleos fusionados sufren una reducción de cromosomas para formar células haploides (Estrada y Ramirez, 2019).

En la reproducción sexual se forman basidiosporas como en los hongos basidiomicetos, zigosporas como en los zigomicetes, ascosporas como en los hongos ascomicetos y oosporas en los oomicetos.

En la reproducción sexual de los hongos podemos diferenciar tres formas principales, la isogamia, la anisogamia y la oogamia.

2.3.3.1.1. Isogamia

La isogamia es la unión de dos células iguales, que no se pueden diferenciar una de otra. Son iguales en forma, tamaño y estructura y comúnmente son flagelados. Están asociados a hongos acuáticos y como no se pueden diferenciar se habla entonces de gameto positivo y gameto negativo.

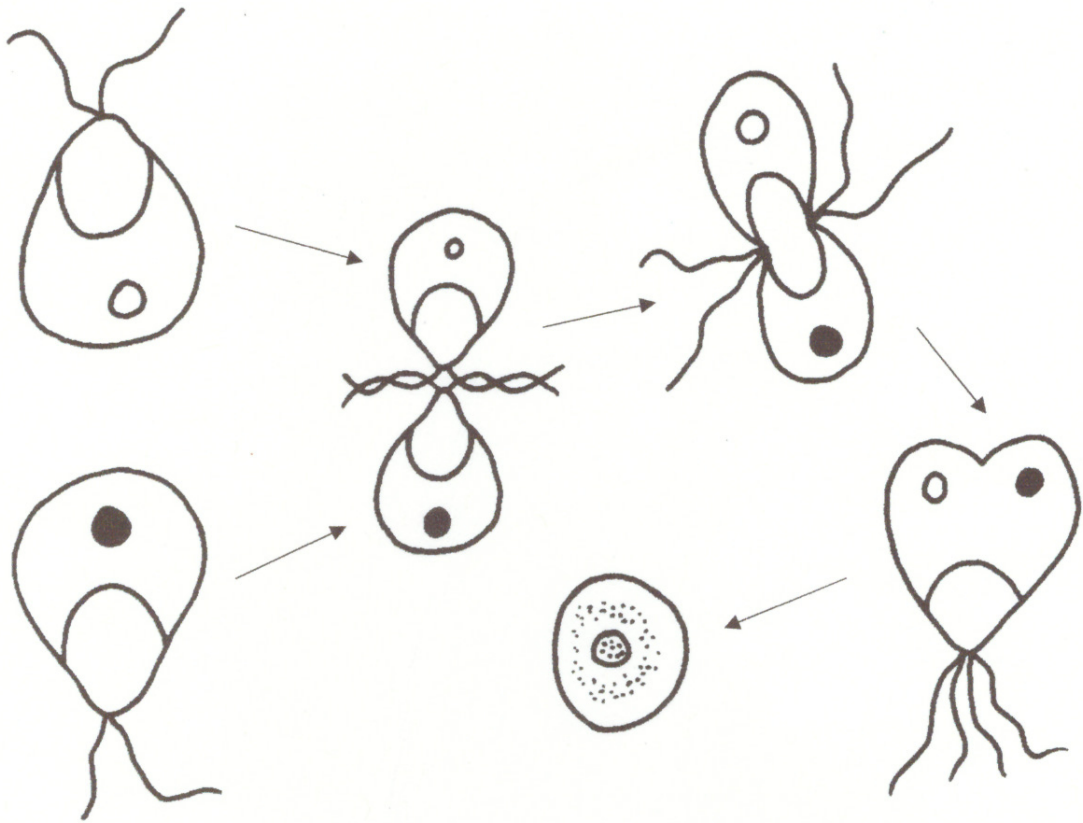


Figura 4. Reproducción sexual por isogamia. (según Moreno, 2013).

2.3.3.1.2. Anisogamia

La anisogamia es la unión de dos células que normalmente tienen la misma forma y estructura, pero difieren en tamaño, la célula más grande se le denomina femenina y la más pequeña masculina. Generalmente son flageladas y están asociadas a hongos acuáticos del orden Blastocladiales (Ulloa y Hanlin, 2001).

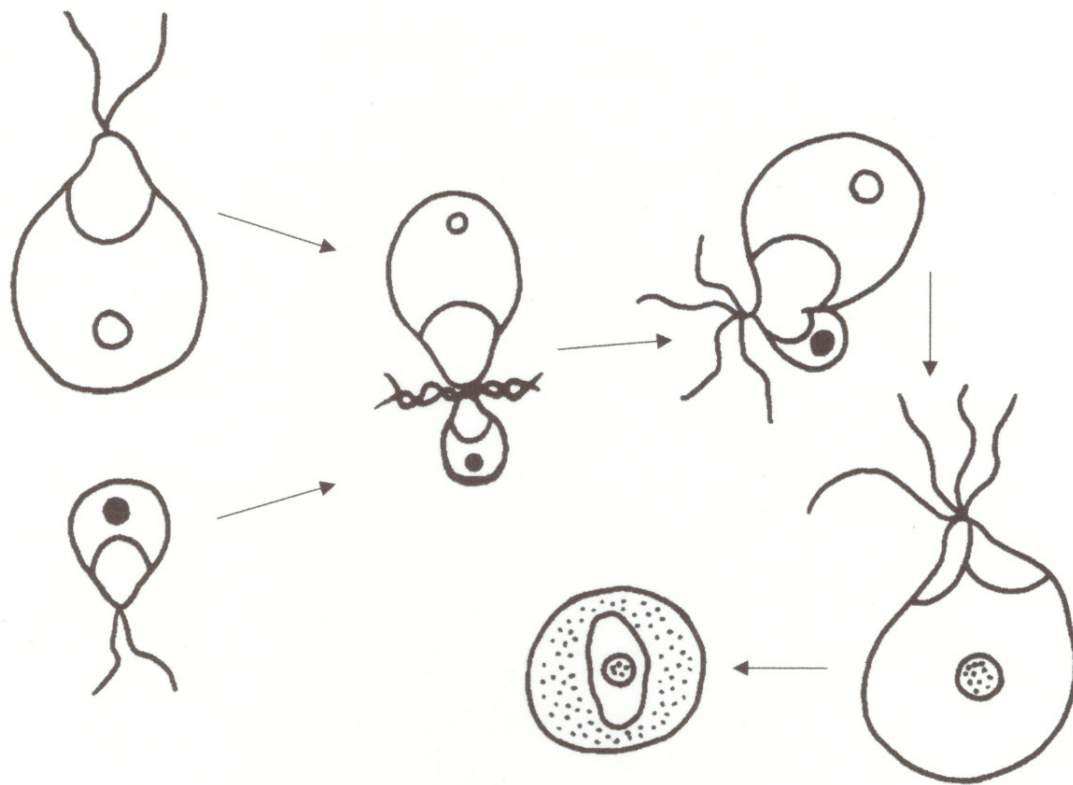


Figura 5. Reproducción sexual por anisogamia. (según Moreno, 2013).

2.3.3.1.3. Oogamia

La oogamia es la unión de dos células diferentes en forma y tamaño que se producen estructuras llamadas oogonios (Moreno, 2013). Las células más pequeñas son los anterozoides, son las células masculinas y generalmente son móviles. Las más grandes son inmóviles femeninas y se conocen como oosferas.

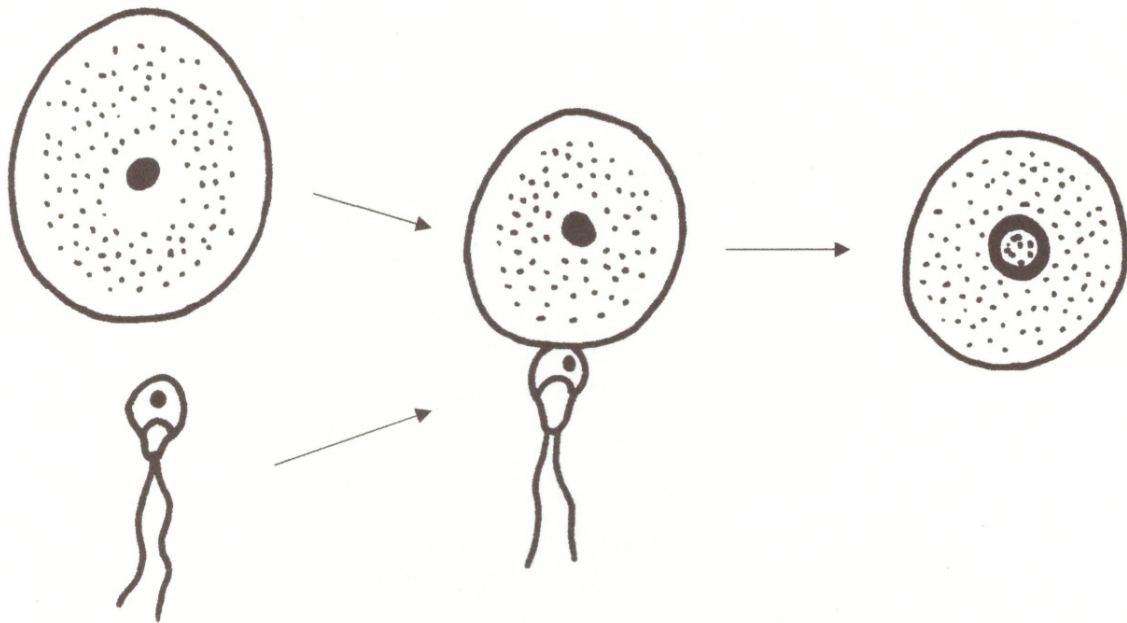


Figura 6. Reproducción sexual por oogamia. (Según Moreno, 2013).

2.3.3.2. Reproducción asexual

En este tipo de reproducción no hay fusión de núcleos ni unión de gametos. Es la más utilizada por los hongos por que le permite reproducirse sin la necesidad de unirse a otro organismo. El propio micelio produce las estructuras de reproducción. Entre las formas de reproducción asexual más comunes de los hongos podemos de gemación, fragmentación, bipartición y producción de esporas.

2.3.3.2.1. Gemación

La gemación se produce cuando se forma un brote o yema a partir de la pared celular de la célula madre. Esta yema crece y cierra su pared celular separándose de la célula madre y formando un individuo nuevo (Ulloa y Hanlin, 2001). En

ocasiones la yema puede seguir repitiendo el proceso de formación de yemas dando a lugar una estructura en forma de cadenas.

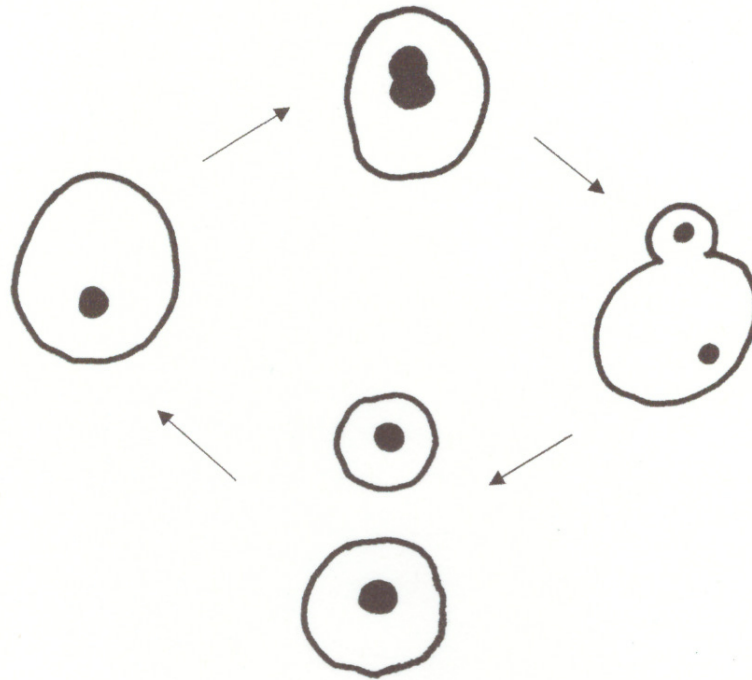


Figura 7. Reproducción asexual por gemación. (según Moreno, 2013).

2.3.3.2.2. Fragmentación

En los hongos la fragmentación puede darse de formas variadas. Si un trozo de micelio o de hifas se separa del hongo y este encuentra un sustrato adecuado y las condiciones adecuadas puede seguir desarrollándose hasta formar un organismo nuevo. Algunos hongos también utilizan sus hifas para propagarse, mediante la fragmentación de las células de las hifas. Cada célula se separa y puede formar un individuo nuevo. Estas células de propagación se conocen como artroconidios o artrosporas (Moreno, 2013).

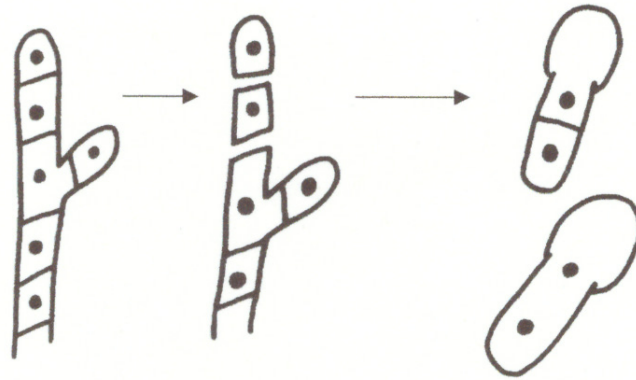


Figura 8. Reproducción asexual por fragmentación. (según Moreno, 2013).

2.3.3.2.3. Bipartición

Ocurre solo en hongos unicelulares y es la división simple del protoplasma de la célula en dos partes iguales (Ulloa y Hanlin, 2001).

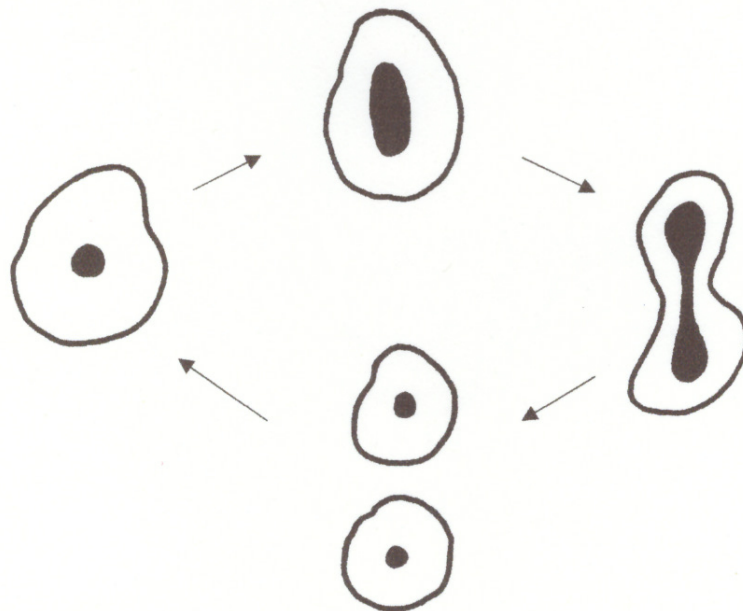


Figura 9. Reproducción asexual por bipartición. (según Madigan *et al.*, 2015).

2.3.3.2.4. Producción de esporas

La producción de esporas es la forma más común de reproducción utilizada por los hongos. Se pueden producir inmensas cantidades de esporas mientras las condiciones del hongo sean las óptimas. Las esporas pueden ser de diferentes formas, tamaños y colores. De acuerdo a su forma y origen se pueden tener diversos nombres como blastosporas, conidiósporas, esporangiosporas, artrosporas, clamidosporas entre muchos otros.

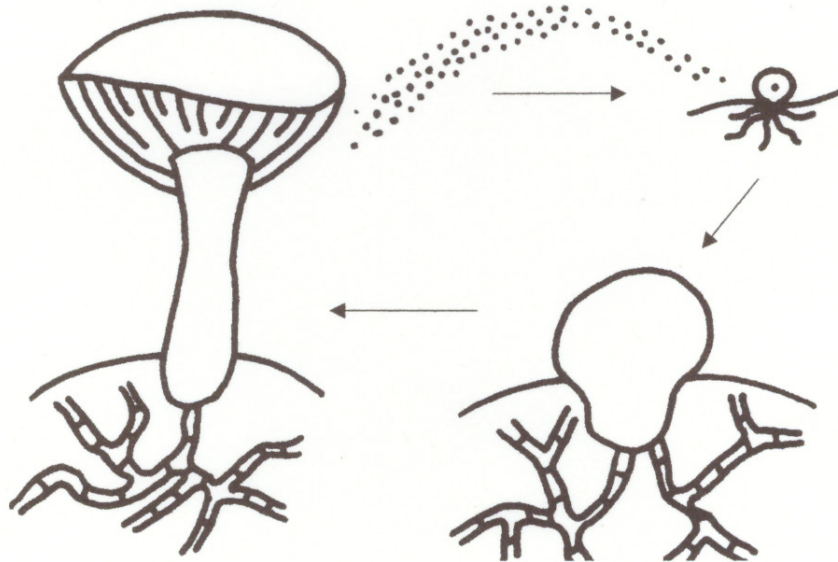


Figura 10. Reproducción sexual por medio de esporas. (según Kuhar *et al.*, 2013).

2.3.4. Ecología de los hongos

Los hongos son considerados heterótrofos ósea que en ausencia de la clorofila como la que tienen las plantas no pueden producir su propio alimento, y por esto lo deben obtener de su entorno. Ecológicamente los hongos pueden comportarse como saprofitos, simbioses o parásitos.

2.3.4.1. Hongos saprofitos

Los hongos saprofitos obtienen las sustancias nutritivas que necesitan de la materia orgánica en descomposición generalmente de plantas y animales. Son importantes ecológicamente porque al alimentarse de materia en descomposición contribuyen a retroalimentar los ciclos biogeoquímicos del suelo como el ciclo del carbono y del nitrógeno (Patiño y Vázquez, 2009).

Son conocidos porque pueden degradar la lignina y la celulosa de las plantas, por lo que son importantes en la naturaleza como recicladores. Dependiendo del biopolímero que degraden se puede decir que son hongos que producen podredumbre café o sea que por medio de sistemas de peroxidasas degradan parte la lignina de las plantas. Como no degradan por completo la lignina el color es café o marrón (Ortiz, 2010), o pueden ser hongos de podredumbre blanca que en este caso utilizan sistemas de fenol-oxidasas o peroxidasas para la degradación completa de la lignina lo que le da a la madera una apariencia blanquecina (Martínez *et al.*, 2008).

2.3.4.2. Hongos parásitos

Según Ulloa y Hanlin (2001), un parásito es un organismo que se alimenta de otro ser vivo ya sea planta, animal u hongo. Son considerados dañinos porque absorben sustancias de los tejidos del hospedero sin que el mismo obtenga ningún beneficio.

Los hongos parásitos son de gran importancia porque atacan plantas de importancia económica y alimentaria para los humanos representando grandes pérdidas para las industrias (Subero,2001; Romero *et al.*, 2009). Otro grupo muy importante de hongos parásitos son los llamados dermatofitos que causan micosis en animales y humanos.

2.3.4.3. Hongos simbiotes

Los hongos pueden formar asociaciones benéficas con otros organismos. Tal es el caso de los líquenes y las micorrizas.

Los líquenes son asociaciones de algún tipo de alga verde o una cianobacteria con un hongo. Al hongo se le conoce como micobionte y al alga como ficobionte (Carballal *et al.*, 2006). El hongo obtiene los carbohidratos necesarios para subsistir y el alga obtiene agua y minerales que absorbe el hongo. Ambos se benefician mutuamente.

Las micorrizas son la asociación de un hongo con las raíces de las plantas. Se sabe que la mayoría de las plantas en el planeta tienen este tipo de asociación. Estas micorrizas pueden formar agregados del suelo para que la planta obtenga los nutrientes necesarios. Las micorrizas aumentan la capacidad de absorción de las plantas por medio del micelio del hongo y el hongo obtiene los carbohidratos necesarios de las células de la raíz. Las micorrizas se pueden dividir principalmente

en dos clases: las endomicorrizas que penetran las células de las raíces y las ectomicorrizas que envuelven con su micelio la estructura externa de la raíz (Morell, *et al.*, 2009).

2.3.4.4. Importancia de los Hongos

Los hongos en los últimos años han despertado el interés por parte de los científicos en todo el mundo por la producción de sustancias o metabolitos que son utilizados en la industria farmacéutica. Podemos hablar de la producción de cefalosporinas para usarse como antibióticos, además de los primeros antibióticos producidos como la penicilina. En ambos casos son sustancias producidas por los hongos y de suma importancia. Las cefalosporinas se llaman así por *Cephalosporium acremonium* el hongo de donde se obtuvieron por primera vez (Andraca *et al.*, 2001). La penicilina por su parte se sintetiza de algunas especies de *Penicillium*, como el *P. notatum* o *P. chrisogenum*.

En la industria alimentaria los hongos son de gran importancia ya que son usados para muchos fines. Por ejemplo, son utilizados como alimento en la preparación de comidas donde podemos mencionar algunos muy conocidos como los hongos champiñones y los hongos portobelo (*Agaricus bisporus*), o las trufas (*Tuber sp.*) consideradas un manjar en Europa (Ciaurro y Ruzicki, 2011).

Otros se utilizan en la producción de las bebidas fermentadas como el sake donde se utiliza la especie *Aspergillus oryzae*. Son utilizados también en la producción de vinos y cervezas.

Otra industria donde son muy utilizados es la industria de los quesos, como los quesos roquefort y camembert donde usan especies de *Penicillium* (*P.roqueforti* y *P. camemberti*), para la producción de los mismos.

Otros son utilizados como bioremediadores. Gracias a la capacidad degradadora de los hongos estos pueden utilizarse para la descomposición de sustancias que se amontonan como basura (papel, cartón), o sustancias que contaminan el ambiente como los hidrocarburos (Martin *et al.*, 2004).

Los hongos también tienen importancia mundial porque son agentes patógenos de plantas produciendo grandes pérdidas en los cultivos a nivel mundial (OMS, 2018), y provocando enfermedades alérgicas y dermatitis en los humanos y animales (Navarro, 2013).

2.4. Clasificación de los Hongos

Los hongos no son plantas ni animales por lo que se les ha otorgado su propio reino, el Reino Fungi. Se ha descubierto que los hongos y los animales están más relacionados de lo que se creía (Cannon, *et al.*, 2018). Se han descrito alrededor de 144,000 especies de hongos, pero se estima que estas especies son solo el 10% de la cantidad total de especies que deben existir en el planeta (Cannon *et al.*, 2018).

En los últimos años con la utilización de nuevas técnicas moleculares y tecnologías de punta, la clasificación de los hongos ha cambiado mucho. En general se pueden clasificar en hongos verdaderos y falsos hongos. Según Piepenbring (2015) los hongos verdaderos se clasifican en Chytridiomycota, Blastocladiomycota,

Glomeromycota, Zygomycota, Ascomycota y Basidiomycota. Los hongos falsos son los Oomycota y los Mycetozoa.

2.4.1. Hongos Verdaderos

En la clasificación de los hongos verdaderos entran aquellos que tienen sus células formadas de paredes celulares con quitina (parte estructural del exoesqueleto de los artrópodos) y glucanos (parte estructural de las células vegetales). Son heterótrofos por medio de la absorción de nutrientes. El talo puede ser unicelular o multicelular y son filamentosos. Producen esporas sin flagelos por medio de divisiones celulares. Los hongos verdaderos están dentro del Reino Fungi, en el grupo Eumycota.

2.4.1.1. División "Zygomycota"

La división Zygomycota es un grupo polifilético, ósea que los miembros que componen este grupo no tienen un antepasado en común por lo que no están estrechamente relacionados filogenéticamente (Piepenbring, 2015).

Son hongos microscópicos donde no se observan cuerpos fructíferos. Son considerados en un sentido evolutivo como inferiores a los otros hongos.

Están formados por hifas cenocíticas (sin septos), o raramente pueden ser septados. Las paredes de las hifas están formadas por quitina y quitosano. Se reproducen asexualmente por isogamia donde forman mitosporas en esporangiosporos. Las zigosporas no tienen flagelos y presentan una pared ornamentada muy característica. Pueden ser saprobiontes o parásitos. En esta

división hay muchas especies patógenas de insectos, plantas y animales (Rocabado, 2011).

2.4.1.2. División Glomeromycota

Anteriormente estos hongos estaban incluidos en la división Zygomycota, clasificados por su parentesco en las hifas cenocíticas. Con la utilización de las técnicas moleculares hoy en día se separan estos grupos para formar sus propias divisiones.

Los glomeromycotas son simbioses obligados de las plantas. Están asociados a las raíces de las plantas formando las micorrizas arbusculares, que ayudan a la planta a absorber nutrientes como el fósforo y agua (Marín, 2018; Salmerón *et al.*, 2015).

2.4.1.3. División Chytridiomycota

Se caracterizan por ser hongos microscópicos generalmente unicelulares, acuáticos en su mayoría, aunque pueden vivir en suelos anegados. En alguna fase de su ciclo de vida producen gametos móviles con un solo flagelo o látigo llamados zoosporas. Pueden ser saprofitos o parásitos de otros hongos, algas y animales. Un ejemplo de esto es el *Batrachochytrium dendrobatidis* que ha mermado la población de anfibios en algunas partes del mundo (de Hoogs, *et al.* 2000).

2.4.1.4. División Blastocladiomycota

Gracias a las técnicas moleculares de ADN la división blastocladiomycota ha sido segregada de la chytridiomycota donde antes estaba incluida (Piepenbring, 2015).

En esta división se encuentran hongos mayormente acuáticos, aunque también hay especies terrestres. Producen zoosporas por medio de meiosis y alternan la producción de esporas asexuales y gametos. Pueden ser saprofitos o parásitos de artrópodos.

2.4.1.5. División Ascomycota

Se encuentran en el subreino Dikarya, y son los más abundantes descritos alrededor del mundo con aproximadamente 65,000 especies. La mayoría son terrestres con unas cuantas especies acuáticas. Entre los ascomicotas están las levaduras, los hongos pulverulentos y macromicetos. Las hifas son septadas con la presencia de un poro. Pueden producir esporas asexuales llamadas conidios. En su ciclo teleomorfo se forma gametangios haploides llamados anteridios y ascogonios. Después de la cariogamia se producen unas estructuras llamadas ascos que tienen forma de bolsa o saco y en su interior se encuentran las ascosporas que normalmente son ocho. Tienen diferentes tipos de cuerpos fructíferos como apotecio, peritecio, cleistotecio. Son de gran importancia porque son patógenos de especies vegetales agrícolas y producen grandes pérdidas económicas. También son utilizados para la producción de alimentos como panes, quesos y algunas bebidas. Otro rol importante que tienen es en la producción de antibióticos utilizados en la industria farmacéutica (Estrada y Ramírez, 2019).

2.4.1.6. División Basidiomycota

Junto con los Ascomycotas se encuentran en el subreino Dikarya y son tal vez los más conocidos debido a que son macromicetos y se les asocia con hongos de

sombrero o de paraguas. Tienen hifas septadas con estructuras en forma de canales llamadas doliporo. La pared celular está constituida por quitina y forman unas estructuras muy características de la división llamadas conexiones en grapa o fíbulas. Se reproducen asexualmente o sexualmente. Luego de la cariogamia inmediatamente ocurre la meiosis para la formación de las esporas llamadas basidiósporas por lo general cuatro, producidas en estructuras externas con forma de pera llamados basidios. Los cuerpos fructíferos son muy variados en tamaño y colores. Son de importancia económica por que se utilizan en la industria de la comida como proteína, aunque algunos son tóxicos como la *Amanita muscaria* y también son de gran importancia porque pueden ser parásitos o patógenos de cultivos importantes ocasionando grandes pérdidas económicas (Kuhar *et al.*, 2013).

2.4.2. Falsos Hongos

Estos hongos estaban anteriormente dentro del reino Fungi y se consideraban hongos verdaderos, pero con el avance en las técnicas moleculares y de ADN fueron separados y colocados en los reinos Protozoa y Chromista (de Hoogs, *et al.* 2000).

2.4.2.1. División Mycetozoa

Los hongos de la división Mycetozoa están incluidos en el reino Protozoa y han sido reclasificados a lo largo de los años. En un tiempo fueron considerados animales, luego se consideraron hongos y después entraron en el grupo de los protozoarios. Esto debido a características muy específicas en su ciclo de vida ya que empiezan

en una forma unicelular parecido a una ameba, luego multiplica sus células para aumentar de tamaño y formar un plasmodio que se mueve a través del sustrato y se reproduce formando estructuras fructíferas que producen esporas que dan origen a un nuevo organismo unicelular para repetir todo el ciclo nuevamente (Frutis y Huidobro, 2013). Las esporas germinan como zoosporas con dos flagelos desiguales. Estas zoosporas forman myxoamebas que se unen para formar un plasmodio diploide.

En este grupo están los “hongos” mucilaginosos celulares y mucilaginosos plasmoidales.

No tienen hifas y por ende no tienen micelio. Carecen de paredes celulares y se alimentan por fagocitosis, encierran su alimento en vacuolas donde ocurre la lisis y luego absorben los nutrientes que son degradados.

Si las condiciones ambientales son favorables el plasmodio aumenta de tamaño, esto por la multiplicación de los núcleos. Si no son favorables las condiciones ambientales el plasmodio se enquistado hasta que mejoren las condiciones y puedan germinar (Galán *et al.*, 2010).

2.4.2.2. División Oomycota

Estos falsos hongos están dentro del Reino Chromista y son conocidos como los “Mohos Acuáticos” aunque están muy arraigados en ambientes terrestres. Antes eran considerados como hongos por la producción de esporas, crecimiento filamentoso y su alimentación que es por absorción. Gracias a las técnicas

moleculares se sabe que los oomycetes están más relacionados a las plantas y a las algas que a los hongos (Fry y Grünwald, 2010).

El talo filamentoso es cenocítico y sus paredes celulares están formadas por celulosa y glucanos (de Hoog *et al.* 2000).

La reproducción asexual se da por zoosporas móviles que tienen dos flagelos desiguales uno con forma de pincel y el otro en forma de látigo. La reproducción sexual ocurre por anisogamia donde intervienen estructuras con los gametos masculinos llamados anteridios y estructuras con los gametos femeninos llamados oogonios. Cuando los oogonios son fecundados por los anteridios se forman las oosporas.

Los Oomycotas se diferencian de los demás grupos de hongos que solo los gametos son haploides las demás estructuras son diploides.

Pueden ser saprofitos o parásitos de otros hongos, plantas y animales. Son de mucha importancia económica ya que en este grupo encontramos especies de las más patógenas que existen como el tizón de la papa (*Phytophthora infestans*) que acabó con la producción de papas en Irlanda en el siglo XIX y provocó la muerte de millones de personas por inanición.

2.5. Géneros importantes de microhongos en interiores

Ahora repasaremos algunos géneros de hongos que encontramos en los ambientes interiores y que son de importancia ya que pueden producir afectaciones a las estructuras y a los humanos.

2.5.1. *Alternaria*

El género *Alternaria* está catalogado como un hongo imperfecto ya que no se conoce su fase sexual. Se encuentran en el Orden de los Pleosporales y la Familia Pleosporaceae. Se han descrito unos cientos de especies y son de importancia económica ya que son fitopatógenos. Son hongos filamentosos con hifas septadas de rápido crecimiento y abundante micelio de color gris a verde y el reverso oscuro. Tienen conidióforos simples que producen conidios grandes, septados transversalmente y longitudinalmente, de paredes gruesas, color oscuro, con forma ovoide y que tienden a formarse en cadenas. La mayoría son saprofitos descomponiendo material orgánico del suelo, pero también pueden ser parásitos de plantas.

En estudios realizados en España se demostró que las especies de *Alternaria* son causantes de enfermedades en plantas de las familias de las rosáceas (enfermedad del corazón mohoso), solanáceas (enfermedad del tizón temprano y pudrición del cuello del tomate) y cítricos (mancha de la hoja de limón áspero, mancha parda de las mandarinas (Macías, 2020).

Otros estudios realizados por Fabrega *et al.*, (2002), dicen que los géneros de *Alternaria* producen micotoxinas como el alternariol, alternariol monometil éter y el altenueno. Esta última toxina está implicada en la inhibición de síntesis proteica del ADN, provocando desordenes hematológicos en humanos. También son responsables de producir alergias sensibles en los humanos.

2.5.2. *Aspergillus*

Este género obtiene su nombre ya que sus conidióforos tienen una similitud a un envase con orificios que se usa en la liturgia católica para rociar agua bendita (aspergilli). Es cosmopolita y se encuentra en diferentes sustratos, también es causante de enfermedades en los humanos. Se reproducen asexualmente por medio de conidios.

Tiene una forma característica con un estípote que termina en una estructura esférica llamada vesícula. En las vesículas encontramos estructuras llamadas metulas, sobre las cuales crecen las fiálides, que son estructuras en forma de botella alargada donde se producen los conidios.

Este género es importante en la industria de la comida porque son utilizados en la preparación de bebidas fermentadas (Bennet, 2009).

Especies de *Aspergillus* producen enfermedades en los humanos llamadas aspergilosis. Son patógenos oportunistas que invaden el cuerpo humano gracias al pequeño tamaño de sus conidios que facilita su entrada al tracto respiratorio y su crecimiento óptimo está en los 37°C que es la temperatura corporal normal de los humanos.

Las aspergilosis pueden ir desde una afección cutánea hasta una micosis pulmonar crónica. Diferentes especies de *Aspergillus* son las causantes de estas micosis, pero las principales son *A. fumigatus*, *A. Flavus*, *A. terreus* (Curbelo, et al., 2015). También afectan alimentos echándolos a perder como la especie *A. niger*.

2.5.3. *Cladosporium*

Es uno de los géneros más abundantes que existen con más de 770 especies identificadas. Es cosmopolita y tiene especies que pueden ser saprofitos y parásitos para plantas y animales incluyendo a los humanos. Producen colonias con apariencia algodonosa de color verde oscuro a gris o negro gracias a la pigmentación de sus conidióforos. Producen conidios llamadas blastoconidios en forma de cadenas uno seguido del otro. Los conidios varían en forma y tamaño.

Un estudio en Cuba (Díaz *et al.*, 2010), demostró que esporas de este género producían cuadros alérgicos sensibles en individuos escolares de 6-7 años. Otro estudio también en Cuba demostró que las especies de *Cladosporium* más abundantes en la atmósfera son *C. cladosporoides*, *C. sphaerospermum* y *C. herbarum* (Almaguer *et al.*, 2014).

Este género puede ser un patógeno oportunista en humanos inmunocomprometidos, en México un paciente que llegó a un hospital con quemaduras en su cuerpo desarrolló una micosis por *Cladosporium*, que aprovechó la pérdida de las defensas cutánea para colonizar al individuo (Garnica *et al.*, 2012).

2.5.4. *Penicillium*

Estos hongos pertenecen a la división Ascomycota, Clase Euascomycetes, Orden Eurotiales, Familia Trichomaceae. Son cosmopolitas y los podemos encontrar en sustratos como el suelo y plantas muertas. Las colonias son filamentosas de crecimiento rápido con textura lanosa o algodonosa de color verde, verde oliva a grises con el reverso blanco amarillento. Tienen conidióforos simples característicos

con forma de pincel, con estructuras llamadas fiálides donde se producen los conidios.

Sus esporas son comunes en edificaciones cerradas con alto grado de humedad. Afectan a los alimentos preparados o sus materias primas y son importantes productores de micotoxinas como el ácido penicílico y la ocratoxina A. Según la OMS (2018), las ocratoxinas producidas por las especies de *Penicillium* que se encuentran en los vinos, jugos de uvas o en granos de café ocasionan daño renal en los humanos y también puede afectar el sistema inmunitario.

Este género afecta plantas de interés alimenticio causando grandes pérdidas económicas. En México un estudio demostró que la especie *Penicillium oxalicum* era el causante de la pudrición del tallo y la muerte de las plantas de tomates además de afectar también los frutos poscosecha (Allende *et al.*, 2013).

Los géneros de *Penicillium* también pueden causar enfermedades patógenas en las personas. Se asocia a la especie *Penicillium marneffe* con micosis sistémicas llamadas peniciliosis que afectan a personas inmunocomprometidas como los pacientes de SIDA, ocasionándoles pérdidas de peso, fiebre y lesiones cutáneas (Serrat *et al.*, sin año).

2.6. Análisis de microhongos en interiores

Por las características de los microhongos se necesitan métodos y muestreos que van desde lo más simple hasta los más elaborados y precisos para poder recolectarlos y realizar su siembra y posterior identificación.

2.6.1. Métodos de muestreo de microhongos en interiores

En esta sección repasaremos métodos y técnicas de muestreos para microhongos recomendados por Samson *et al.* (2010).

2.6.1.1. Mycometer test

Es un producto que se creó en 1999 y se encarga de medir la cantidad de biomasa de hongos presentes en una superficie. Utiliza enzimas para determinar la contaminación por microhongos o mohos presentes en las superficies de los materiales. Mycometer puede medir en el ambiente la cantidad de hifas, esporas y fragmentos de micelio presentes. En el lapso de una hora puede determinar la ausencia o presencia de biomasa de hongos, pero no puede distinguir las diferentes especies de hongos que se encuentren en el ambiente.

2.6.1.2. Placas de cinta adhesiva

Esta forma de muestreo se realiza cuando ya tenemos fijo un lugar donde posiblemente se encuentre el hongo. Tomamos un pedazo de cinta adhesiva transparente (se recomienda el de la marca Scotch), y se presiona el lado pegajoso sobre la superficie que se desea muestrear. Esta cinta adhesiva se coloca después sobre un portaobjeto estéril (con una gota de lactofenol o azul de algodón) o contra la parte interior de una bolsa plástica transparente, para luego ser empacada en una caja estéril de plástico donde se llevará la muestra directamente al laboratorio para su análisis.

La muestra no puede ir arrugada, dañada o puestas con otros materiales que la puedan contaminar.

En el laboratorio se procede a colocar la placa en el microscopio para utilizar el objetivo de 100x con una gota de aceite de inmersión que nos ayuda a observar las estructuras microscópicas que estamos buscando.

Como las estructuras de los hongos son importantes para su identificación este método nos permite identificar hasta la especie los hongos investigados.

2.6.1.3. Placas de contacto

Son placas preparadas con medios de cultivos que sobrepasan el nivel del borde del plato. Se utilizan para tomar muestras directamente de superficies planas y cultivar directamente microorganismos. Para realizar el muestreo se quita la tapa del plato y se coloca el plato con la cara hacia abajo para que el medio de cultivo tenga contacto directo con la superficie que se desea luego se vuelve a tapar y se lleva al laboratorio para su incubación.

2.6.1.4. Muestreos con hisopos

Se pueden utilizar para realizar el muestreo, hisopos de algodón o Q-tips, los cuales son humedecidos en agua estéril y se frotran sobre la superficie que se desea muestrear. Se colocan en un frasco o bolsa estéril y se llevan al laboratorio. El hisopo con la muestra puede ser usado para hacer un rayado directamente sobre el plato con medio de cultivo para luego ser colocados en incubación. Los hisopos pueden también ser agitados en una solución de peptona al 0.1% para separar todo el material recolectado en ellos. Este tipo de muestreo es utilizado mucho para cuantificar la cantidad de unidades formadoras de colonias (UFC/m²) en el lugar de donde se tomó la muestra.

2.6.1.5. Muestreo de aire volumétrico

Existen en el mercado diferentes dispositivos que usan este método para obtener muestras de partículas de hongos en el aire. Estos dispositivos por lo general aspiran unos 100L de aire (0.1 m^3) con el dispositivo y estas corrientes de aire impactan platos con medios de cultivo los cuales se tapan y son llevados al laboratorio para su incubación. Luego de la incubación la cantidad de colonias son contadas y según las fórmulas proporcionadas por la empresa que manufactura los dispositivos podemos expresar la UFC/ m^3 . Existen algunos factores que pueden influir en las cantidades de esporas aspiradas como el viento, la humedad y la temperatura.

2.6.1.6. Muestreo de aire no volumétrico

En este método se utilizan platos petris normales con medios de cultivo, los cuales son destapados y expuestos al aire por un determinado tiempo. Este método también es conocido como sedimentación en platos o placa de asentamiento por gravedad. Para realizar el método los platos son destapados de 15 a 60 minutos en el lugar que se desea muestrear. Luego se tapan y sellan para ser llevados al laboratorio para la incubación. Este método es simple y muy factible, aunque los platos pueden sufrir algún daño en trayecto hacia el laboratorio. Este método es eficaz para obtener información cualitativa sobre los hongos, pero si se requiere información cuantitativa se recomienda realizar un muestreo de aire volumétrico.

2.7. Análisis de la diversidad biológica de microhongos

Para poder adentrarnos al estudio de la diversidad de los microhongos debemos estar claros en ciertos conceptos importantes de ecología que repasaremos a continuación.

2.7.1. Introducción a la biodiversidad biológica

Cuando hablamos sobre la diversidad biológica el termino abarca la totalidad de los seres vivos que se encuentran en el planeta, el ambiente que los rodea y las interacciones que hay entre sus poblaciones. Desde los organismos más pequeños como las bacterias hasta los más grandes y complejos como los mamíferos entran en la biodiversidad. También los ecosistemas y las interacciones entre estos y sus poblaciones. La diversidad se puede utilizar para describir los organismos que conforman las comunidades ecológicas. Dependiendo de las interacciones de organismos que se desea investigar podemos dividir los estudios de biodiversidad en diversidad Alfa (α), diversidad Beta (β) y diversidad Gamma (γ) (Marín 2018; Alcolado 1998).

2.7.1.1. Diversidad Alfa

La aplicación de la diversidad Alfa, es factible cuando en el lugar de muestreo existe una alta diversidad de especies, porque lo que se busca obtener con este cálculo es encontrar la diversidad y los valores promedio de los organismos en un lugar en particular. Estos valores pueden variar dentro de un mismo ecosistema donde coexistan diferentes poblaciones. En la diversidad Alfa son aplicables algunos índices de biodiversidad como el Índice de Shannon, Índice de Simpson y el índice de biodiversidad de Margaleff (Marín, 2018).

2.7.1.1.1. Índice de Shannon

También conocido como índice de Shannon-Weaver es utilizado para encontrar la biodiversidad específica de un área. Sus valores varían entre 0.5 a 5, tomando en cuenta los valores inferiores a 2 como baja diversidad y los valores superiores a 3 como alta diversidad. Con este índice los ecosistemas como corales y bosques marcan una gran biodiversidad en contraste con los lugares desérticos que marcan baja biodiversidad (Pla, 2006).

2.7.1.1.2. Índice de Simpson

Conocido también como Índice de Dominancia toma en cuenta la abundancia relativa de las especies y el número de especies que encontramos en el lugar. Este índice calcula la probabilidad de que se escojan dos individuos al azar dentro de un ecosistema y que estos sean de la misma especie. Nos indica la riqueza de especies y la abundancia de individuos por especie (Campo y Duval, 2014).

2.7.1.1.3. Índice de Margaleff

Es un cálculo muy utilizado para determinar biodiversidad en vegetales. Busca el número de especies por el número de individuos y la cantidad de especies en lugar determinado (Campo y Duval, 2014).

2.7.1.2. Diversidad Beta

Esta diversidad compara la cantidad de especies que podemos encontrar entre dos lugares diferentes y la capacidad de recambio que tienen estas especies. La diversidad Beta nos permite observar la heterogeneidad de dos lugares y también

su homogeneidad ya que en algunos casos las especies pueden encontrarse en ambos lugares (Murillo, 2002).

2.7.1.3. Diversidad Gamma

Es la diversidad total de especies tomando como un todo el ecosistema. Se toma como un conjunto la diversidad Alfa y la diversidad Beta. Aquí entran los catálogos o las listas de especies de los lugares en estudio. Se utiliza como la diversidad Alfa, pero, a mayor escala por que toma como referencia varios lugares a la vez (Ferriol y Merle, sin año).

2.8. Estudios de la biodiversidad de microhongos en interiores

Ahora repasaremos algunos estudios basados en la presencia de microhongos a nivel mundial y local.

2.8.1. Estudios internacionales

Los microhongos han sido objeto de estudios desde hace ya varias décadas y en los últimos años se han determinado como agentes importantes en el deterioro de material de archivo y como agentes causales de alergias y enfermedades.

Un estudio realizado en Cuba en un edificio de Archivo Municipal (Cárdenas), se encontró que estaba altamente contaminado con esporas de microhongos, en este caso del género *Penicillium*, el cual fue el más representativo con un 81% de presencia en las muestras colectadas. Demostrando que estos tenían una alta capacidad de degradación celulósica y producción de ácidos y pigmentos (García y Sánchez, 2012).

En Guatemala se determinó la calidad del aire interior en el herbario de la Universidad de San Carlos de Guatemala, identificando varios géneros degradadores de celulosa. Se contabilizaron entre 1630 UFC/m³ y 2300 UFC/m³, y los géneros con mayor frecuencia encontrados fueron *Aspergillus*, *Cladosporium*, *Fusarium*, *Paecilomyces* y *Penicillium* (Herrera et al., 2013).

Otro estudio también en Guatemala determinó la calidad de aire interior y exterior de una micoteca, un herbario y dos museos, encontrando una cantidad mínima de 1270 UFC/m³ y una máxima de 2850 UFC/m³, en donde los géneros predominantes fueron *Aspergillus*, *Cladosporium* y *Penicillium* (Herrera et al., 2015).

En Argentina se realizó un estudio de la presencia de microhongos productores de micotoxinas en la elaboración de embutidos cárnicos secos, donde se encontró la presencia de los géneros, *Aspergillus*, *Eupenicillium*, *Eurotium*, *Mucor* y *Penicillium*, (López, 2010). Se demostró que los géneros de *Penicillium* identificados producían la micotoxina ocratoxina A (López, 2010).

En Cuba se llevó a cabo un estudio para determinar la presencia de hongos productores de alergias y otras afecciones en las personas dentro de un depósito documental identificando los géneros *Alternaria*, *Aspergillus*, *Cladosporium*, *Nigrospora* y *Penicillium* como posibles causantes de alergias y afecciones pulmonares (Molina y Borrego, 2017).

2.8.2. Estudios en Panamá

En nuestro país los hongos no han sido estudiados a gran escala como en otras partes del mundo. Hay estudios, pero están más basados en los macrohongos que

en los microhongos y los estudios que existen de microhongos no son de estudios de interiores.

Vamos a ver algunos estudios de microhongos que, aunque no sean de interiores están relacionados a esta investigación ya que hablan de especies de microhongos similares a las especies descritas en este estudio.

Un estudio realizado en Panamá para buscar la presencia de aflatoxinas en maíz recién cosechado para el consumo humano, encontró en una muestra Aflatoxina B1 en una concentración de 1290 ppb, 258x veces mayor a la sugerida por la OMS de 5 ppb. Se cultivaron las muestras dando como resultado el crecimiento de *Aspergillus flavus*, productor de la micotoxina (Rojas *et al.*, 2000).

En otro estudio se determinó la capacidad inhibitoria de *Aspergillus niger*, sobre *Aspergillus flavus* (productor de aflatoxinas), encontrándose que *A. niger* no evita el crecimiento de *A. flavus*, sin embargo, cuando *A. niger* está en proporciones de 1:4 o 2:4 mayor que *A. flavus* este deja de producir las aflatoxinas (Ruíz y Palma, 2002).

En una finca de cítricos ubicada en Churuquita grande de la provincia de Coclé, se utilizó microhongos como control biológico para el áfido *Toxoptera citricida*, que afecta los cultivos de naranjas. Las especies utilizadas como control biológico fueron *Beauveria bassiana*, *Metarhizium anisopliae* y *Verticillium lecanii* demostrándose que *Beauveria bassiana* (96.42%) y *Verticillium lecanii* (86.6%) presentaban una alta tasa de mortalidad para los áfidos y que pueden ser usados como controles biológicos para los insectos plagas (Martínez, 2009).

En la región de Panamá Oeste donde el cultivo de piña es uno de los principales rubros agrícolas (56% de la producción nacional), se hizo un estudio para determinar especies de *Fusarium*, que afectan este cultivo. Se identificaron morfológicamente y genéticamente las especies *F. Chlamydosporum*, *F. fujicuroi*, *F. solani*, *F. subglutinans* y *F. oxysporum* (Buitrago, 2018).

En las plantas de procesamiento de los supermercados Riba-Smith ubicados en Panamá se estudió los microorganismos asociados a daños en frutas y vegetales identificando las especies de microhongos *Alternaria alternata*, *Aspergillus niger*, *Botryti* sp., *Ceratocystis* sp., *Cladosporium* sp., *Colletotrichum* sp., *Curvularia lunata*, *Fusarium* sp. *Fusicladium* sp., *Guignardia psidii*, *Penicillium* sp., *Pestalotiopsis* sp., *Phytophthora* sp., *Rhizoctonia solani*, *Rhizopus* sp. y *Sclerotinia sclerotiorum* como los agentes causales de daño y pudrición de estos alimentos (Corrales, 2018).

CAPITULO III

3. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. DESCRIPCIÓN DEL ÁREA DE ESTUDIO

La Universidad Autónoma de Chiriquí (UNACHI), es la tercera institución pública de Educación Superior creada en el país y la primera de la región occidental, dedicada a la generación, recepción y transmisión del conocimiento. En 1969 se convierte, en el Centro Regional Universitario de Chiriquí, hoy la Universidad Autónoma de Chiriquí, UNACHI (Martínez *et al.*, 2018).

El Campus Central, se encuentra en la ciudad de David, provincia de Chiriquí, en las coordenadas geográficas 8°25'49.51" Norte y 82°26'53.36" Oeste, a una elevación de 34 metros sobre el nivel del mar y cuenta con cuatro (4) sedes regionales en diferentes puntos geográficos de la provincia (Barú, Oriente, Volcán y Boquete) y una Universidad Popular en Alanje. La Universidad Autónoma de Chiriquí cuenta con diez facultades (Martínez *et al.*, 2018).



Figura 11. Ubicación del área de estudio (Google Earth, 2020).

3.2. PREPARACION DE LOS MEDIOS DE CULTIVO

Para la preparación de los medios se utilizaron las instalaciones del Centro de Investigaciones Micológicas (CIMi), y el laboratorio L15 ubicado en la Facultad de Ciencias Naturales y Exactas de la UNACHI. Para los muestreos se utilizaron como medios de cultivo el Agar Papa Dextrosa (PDA) y Agar Extracto de Malta (MEA).

Para preparar los medios de PDA, en una balanza se pesaron 39 g del agar PDA y se agrega a un litro de agua destilada. La mezcla se agitó con un policial hasta que el agar se disolviera completamente. Una vez la mezcla estaba homogenizada se dividía el litro de la mezcla en dos matraces de 500 mL. Los matraces se sellaron con papel aluminio para ser llevados a esterilizar en un autoclave dentro del laboratorio L15.

Para preparar los medios de cultivo MEA se pesaron primero 15 g de medio de cultivo agar-agar y luego 20 g del extracto de malta. Estos medios se agregaron a un litro de agua destilada y se procedió de la misma manera como con el medio de cultivo PDA para autoclavar.

Los medios fueron esterilizados en un autoclave de la marca Tuttnauer en el laboratorio L15 a 121°C por 30 minutos. Una vez esterilizados los medios se sacaron del autoclave y se dejaron reposar otros 15 minutos para luego verterlos en platos petris.

Para el vertido en los platos petris primeramente, se pasaron los medios de cultivo de los matraces a vasos químicos de 500 mL. El vertido se realizó en una cámara de flujo laminar modelo Lucyda b12, del CIMi. Primeramente, se desinfecto la cámara con alcohol al 70%, luego se encendió y se esperó 15 minutos para luego

poder empezar con el vertido. Antes de verter los medios se identificaron los platos que se iban a utilizar para cada medio de cultivo marcándolos con un piloto por la parte inferior del plato con las iniciales PDA y MEA para cada medio correspondiente. Luego se utilizó una jeringuilla de 20 mL, con la que agregamos los 20 mL del medio de cultivo a cada plato Petri.

Como estos medios nutritivos son medios de crecimiento para otros microorganismos, pueden ser contaminados por bacterias. Para evitar estas contaminaciones se agregó a cada medio 1 mL de solución de cloranfenicol que se preparó agregando 0.5 g de cloranfenicol en 1 L de agua destilada. Los medios de cultivos preparados se guardaron en neveras a 4°C hasta su posterior uso.

3.3. Muestreo y transporte de muestras

Se tomaron muestras en las oficinas de los decanatos de las 10 facultades de la Universidad Autónoma de Chiriquí (1. Administración de Empresas y Contabilidad, 2. Administración Pública, 3. Ciencias de la Educación, 4. Ciencias Naturales y Exactas, 5. Comunicación Social, 6. Derecho y Ciencias Políticas, 7. Economía, 8. Enfermería, 9. Humanidades y 10. Medicina) y del Laboratorio de Agua y Servicios Físico Químicos (LASEF), localizado dentro de las instalaciones de la universidad.

Para realizar este muestreo se utilizó la técnica de muestreo de aire no volumétrico para el cual se colocaron los platos Petri con MEA y PDA dentro de cada oficina de los 10 decanatos y el laboratorio LASEF. Para ello los platos petri se destaparon durante 15 minutos, luego se recolectaron y se sellaron con tape eléctrico de color negro para ser colocados en una caja de plástico sellada, en la que se transportaron

al laboratorio. Una vez en el laboratorio se sacaron de la caja los medios de cultivos utilizados y se dejaron incubar a 37°C por unos 5 días.

3.4. Elaboración de cepas puras de microhongos

Pasados los 5 días, los medios de cultivo con crecimiento se utilizaron para sembrar cepas puras. Para obtener cepas puras primero se separaron los medios de cultivo PDA de los MEA y de la misma forma se sembraron en los medios nuevos respectivos. Cada medio nuevo que se utilizó fue rotulado con el tipo de medio, el lugar de muestreo y el número de morfoespecie o aislado que corresponde a cada colonia de hongo presente en el plato inicial. En cada plato inicial que se utilizó para el muestreo pueden haber crecido muchas morfoespecies de hongos a la vez.

Para realizar el sembrado de cepas puras se utilizó nuevamente la cámara de flujo laminar la cual desinfectamos con alcohol al 70%. Se extrajo una pequeña parte de la colonia del hongo con un asa bacteriológica o una aguja de disección que previamente ha sido esterilizada con la llama de un mechero y se colocó el trozo de micelio en el centro del plato Petri nuevo con medio de cultivo. Luego los platos Petri se incubaron a 37°C durante 5 días, y fueron controlados regularmente por apariencia de contaminaciones.

Si algún plato de cepa pura se contaminó con otro hongo o con bacterias siembra nueva es contaminado con otro hongo que no se está sembrando o con bacterias se realizó nuevamente el procedimiento sembrando en un nuevo plato Petri con medio de cultivo.

3.5. Documentación e identificación morfológica de microhongos

Una vez que se logró el crecimiento de cepas puras de distintas morfoespecies de microhongos, se procedió con la identificación morfológicas de las mismas. Para hacer la documentación macromorfológica primero se tomó nota del color de la colonia por arriba y por debajo del plato Petri, que textura presentó la colonia (algodonoso, rugoso, afieltrado) y se midió el crecimiento en milímetros que presentó la colonia en 5 días.

Para la documentación micromorfológica se prepararon placas para ser observadas en el microscopio de luz. Para ello se tomó con un pedazo pequeño de tape transparente del tipo cristal una muestra de la colonia del hongo, colocando el tape sobre la colonia con suavidad y luego este tape se colocaba sobre un portaobjeto al cual le colocamos una gota de agua. También se prepararon placas microscópicas reemplazando el agua con hidróxido de potasio (KOH) al 10% o con el tinte Azul de algodón en agua. Se utiliza estos reactivos para suavizar o teñir aquellas estructuras fúngicas que fueron difíciles de observar con agua solamente.

Las microestructuras como las hifas, conidióforos y conidios fueron observadas con un microscopio de contraste de fases modelo Leyka 230, facilitado por el CIMi y un microscopio de alta resolución modelo Zeiss Primo Star, facilitado por el herbario de la UNACHI. Para observación de las microestructuras con el objetivo de los 100X en los microscopios se colocó encima del tape sobre la placa microscópica una gota pequeña de aceite de inmersión. Cada microestructura relevante para la identificación morfológica se midió unas 20 veces y se calcularon los valores de promedio y desviación estándar respectivamente con un microscopio calibrado con oculares graduados en micrómetros.

Para la identificación de las especies se utilizó las claves de Samson *et al.* (2010) y de Hoog *et al.* (2000). Una vez se identificaban las especies se hizo una matriz donde comparamos la especie identificada y el lugar donde se encontró como podemos observar en el cuadro 3.

Todos los hongos identificados fueron dibujados con lápiz a escala utilizando una página cuadrículada en centímetros. Los dibujos fueron trazados con un marcador fino de color negro y luego escaneados en una impresora multifuncional Cannon Pixma modelo G4100. Las imágenes digitales se editaron con el programa Corel Draw y se guardaron en formato PNG.

3.6. Índice de diversidad de los microhongos

Para determinar la biodiversidad de los diez decanatos y LASEF de la UNACHI se utilizaron las fórmulas de Shannon, Simpson y Margalef.

CAPITULO IV

4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1. Especies identificadas en los diez decanatos y el LASEF de la UNACHI

Se realizaron muestreos utilizando la técnica de aire no volumétrico en las oficinas de los diez decanatos de las Facultades de Administración de Empresas y Contabilidad, Administración Pública, Ciencias de la Educación, Ciencias Naturales y Exactas, Comunicación Social, Derecho y Ciencias Políticas, Economía, Enfermería, Humanidades y Medicina, y el Laboratorio de Agua y Servicios Físico Químicos (LASEF) de la Universidad Autónoma de Chiriquí. Se lograron aislar cepas de catorce morfoespecies de microhongos de los cuales se identificaron once hasta nivel de especie y tres hasta nivel de género (Cuadro 1). Diecinueve morfoespecies no se lograron identificar hasta nivel de especie o género por falta de estructuras como conidióforos y conidios que son importantes para la correcta identificación (Cuadro 2).

Cuadro 1. Especies de microhongos encontradas en los diez decanatos y el LASEF de la UNACHI.

| Especies | Orden | División |
|--|-------------|------------|
| <i>Aspergillus candidus</i> Link (1809) | Eurotiales | Ascomycota |
| <i>Aspergillus niger</i> Tiegh (1867) | Eurotiales | Ascomycota |
| <i>Aureobasidium pullulans</i> de Bary y Lowenthal, G. Arnaud (1918) | Dothideales | Ascomycota |

| | | |
|--|-----------------|---------------|
| <i>Cladophialophora</i> sp. Borelli (1980) | Chaetothyriales | Ascomycota |
| <i>Curvularia pallescens</i> Boedijn (1933) | Pleosporales | Ascomycota |
| <i>Fusarium incarnatum</i> Sacc. (1886) | Hypocreales | Ascomycota |
| <i>Moniliella</i> sp. Stolk y Dakin (1966) | Moniliellales | Basidiomycota |
| <i>Penicillium citrinum</i> Thom (1910) | Eurotiales | Ascomycota |
| <i>Penicillium purpurogenum</i> Stoll (1904) | Eurotiales | Ascomycota |
| <i>Penicillium glabrum</i> Wehmer, Westling (1911) | Eurotiales | Ascomycota |
| <i>Penicillium variable</i> Sopp (1912) | Eurotiales | Ascomycota |
| <i>Ramichloridium schulzeri</i> (Sacc.) de Hoog (1977) | Capnodiales | Ascomycota |
| <i>Trichoderma harzianum</i> Rifai (1969) | Hypocreales | Ascomycota |
| <i>Trichothecium</i> sp. (Pers.) Link (1809) | Hypocreales | Ascomycota |

La mayoría de las especies encontradas en los decanatos y LASEF de la UNACHI son microhongos comunes en ambientes interiores. En países tropicales como el nuestro las especies como *Aspergillus*, *Fusarium* y *Penicillium* se encuentran a menudo en ambientes interiores, aunque también hay factores que propician un

ambiente adecuado para su crecimiento como la humedad y el tipo de material que el hongo encuentre como sustrato (Sánchez y Almaguer, 2014). En estos lugares cerrados como las oficinas de los decanatos hay suficientes materiales como la pintura, la madera o las hojas de papel que son colonizados y usados por los microhongos como sustrato para crecer (Albright, 2001).

Un estudio realizado en Brasil demostró que la pintura acrílica de las paredes de los edificios era colonizadas y deterioradas por microhongos del género *Aureobasidium* (Wirth *et al.*, 2019), una de las especies identificadas en este estudio.

Cuadro 2. Número de morfoespecies de microhongos encontrados según medio de cultivo agar extracto de malta (MEA) y agar papa dextrosa (PDA)

| Especies | MEA | PDA |
|--------------------------------|-----|-----|
| <i>Aspergillus candidus</i> | | 2 |
| <i>Aspergillus niger</i> | 4 | 9 |
| <i>Aureobasidium pullulans</i> | | 1 |
| <i>Cladophialophora sp.</i> | | 1 |
| <i>Curvularia pallescens</i> | | 2 |
| <i>Fusarium incarnatum</i> | | 1 |
| <i>Moniliella sp.</i> | | 1 |

| | | |
|---------------------------------|---|----|
| <i>Penicillium citrinum</i> | | 7 |
| <i>Penicillium purpurogenum</i> | | 3 |
| <i>Penicillium glabrum</i> | | 3 |
| <i>Penicillium variable</i> | | 1 |
| <i>Ramichloridium schulzeri</i> | 1 | |
| <i>Trichoderma harzianum</i> | 2 | |
| <i>Trichothecium sp.</i> | | 1 |
| Sin Identificar | 8 | 11 |

En el contexto del presente estudio se logró aislar un mayor número de hongos en el agar papa dextrosa (Cuadro 2), sobre el cual lograron crecer 12 especies de microhongos, mientras que en agar extracto de malta lograron crecer tres especies (Cuadro 2). El mayor porcentaje de morfoespecies aisladas se encuentran en el PDA (79%), mientras que en el MEA (21%) crecen menos (Figura 12). Este mayor crecimiento de hongos en PDA puede deberse a los polisacáridos que la papa le brinda al medio además de la presencia de la dextrosa (Camacho *et al.*, 2009). Según Cañedo y Ames (2004) el medio PDA es un medio preferido por hongos saprofitos como los identificados en este estudio. Este resultado concuerda con un estudio realizado en Perú donde utilizaron diferentes medios de cultivo para medir el crecimiento de *Beauveria brongniarti* y demostraron que en PDA el crecimiento

era mayor y que el medio con menor crecimiento fue el MEA (Narrea y Malpartida, 2006).

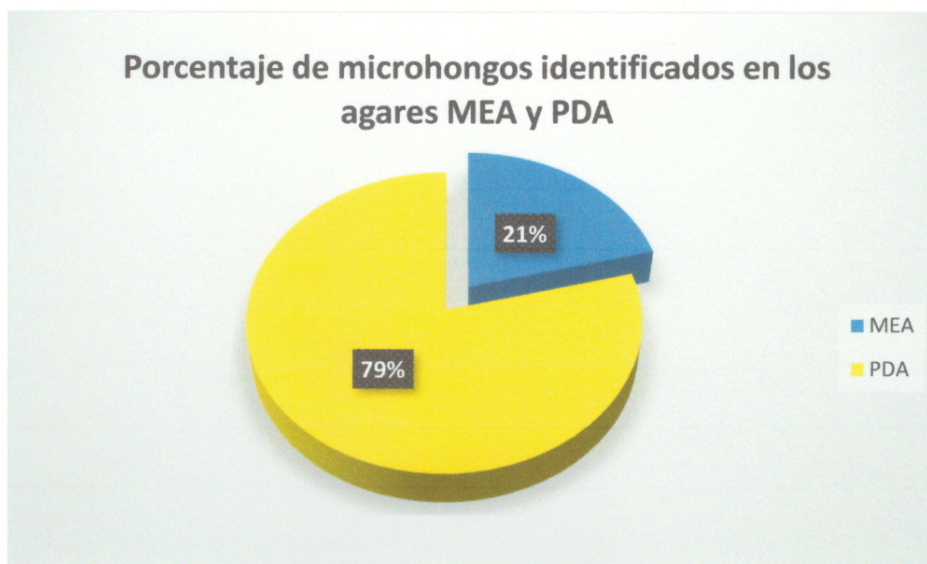


Figura 12. Porcentaje de microhongos identificados en los agares PDA y MEA.

4.2. Diversidad de microhongos identificados en los diez decanatos y el LASEF de La UNACHI.

Se identificaron 14 especies en las oficinas de los decanatos de las facultades de la Universidad Autónoma de Chiriquí. La especie con mayor presencia fue *Aspergillus niger* identificado en tres decanatos, con presencia en dos decanatos tenemos las especies *Curvularia pallescens*, *Fusarium incarnatum*, *Penicillium citrinum*, *Penicillium glabrum*, *Trichoderma harzianum* y las especies identificadas en un solo decanato fueron *Aspergillus candidus*, *Aureobasidium pullulans*, *Cladophialophora* sp., *Moniliella* sp., *Penicillium purpurogenum*, *Penicillium variabile*, *Ramichloridium schulzeri* y *Trichothecium* sp. (Cuadro 3).

Cuadro 3. Diversidad de microhongos encontradas en los diez decanatos y el LASEF de la UNACHI.

| Especies | Humanidades | Medicina | Adm. Pública | Cien. Naturales y Exactas | Comunicación Social | Ciencias de la Educación | Economía | Enfermería | Derecho y Cien. Políticas | Adm. Empresas Y Contabilidad | LASEF |
|--------------------------------|-------------|----------|--------------|---------------------------|---------------------|--------------------------|----------|------------|---------------------------|------------------------------|-------|
| <i>Aspergillus candidus</i> | 1 | | | | | | | | | | |
| <i>A. niger</i> | 1 | | | 1 | | | | | | 1 | |
| <i>Aureobasidium pullulans</i> | | | | 1 | | | | | | | |
| <i>Cladophialophora sp.</i> | | | | | | 1 | | | | | |
| <i>Curvularia pallescens</i> | 1 | | | 1 | | | | | | | |
| <i>Fusarium incarnatum</i> | | | | 1 | 1 | | | | | | |
| <i>Moniliella sp.</i> | | | | | | | 1 | | | | |
| <i>Penicillium citrinum</i> | | 1 | | 1 | | | | | | | |
| <i>P. purpurogenum</i> | | | 1 | | | | | | | | |
| <i>P. glabrum</i> | 1 | | | 1 | | | | | | | |
| <i>P. variable</i> | | | | 1 | | | | | | | |

| | | | | | | | | | | | |
|------------------------------------|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| <i>Ramichloridium schulzeri</i> | | | | | | 1 | | | | | |
| <i>Trichoderma harzianum</i> | | | | | | 1 | | | | 1 | |
| <i>Trichothecium sp.</i> | 1 | | | | | | | | | | |
| Total de especies en cada decanato | 5 | 1 | 1 | 8 | 1 | 3 | 1 | 0 | 0 | 2 | 0 |

4.3. Abundancia de microhongos

La abundancia de microhongos en los distintos agares fue heterogénea, reportándose 14 especies, distribuidos en 10 géneros (Cuadro 3).

La cantidad de hongos aislados no fue igual en los diversos decanatos y el LASEF. Los datos indican que el decanato con el mayor número de especies identificadas fue el de Ciencias Naturales y Exactas con ocho especies identificadas (Cuadro 3). En el decanato de Humanidades se identificaron cinco especies, en el decanato de Educación se encontraron tres especies y en el decanato de Administración de Empresas dos especies (Cuadro 3). Los decanatos de Medicina, Administración Pública, Comunicación Social y Economía solo presentaron una especie identificada en cada uno. En los decanatos de Enfermería, Derecho y Ciencias Políticas y el LASEF no encontramos presencia de microhongos (Figura 13).

El decanato de Ciencias Naturales y Exactas se encuentra rodeado de algunos laboratorios como lo son el de Biología Vegetal (L6) y Zoología (L5). Estos siempre tienen presencia de hongos ya que en ellos se guardan colecciones vegetales y

animales que son sustrato propicio para el crecimiento de diferentes hongos (Cepeda *et al.*, 2019), por lo que suponemos que el foco de contaminación son estos laboratorios y que las corrientes de aire junto con las actividades antropogénicas se encargan de transportar las esporas de estos hasta la oficina del decanato (Solís, 2011, Herrera *et al.*, 2015). La facultad de Ciencias Naturales y Exactas está rodeada por parte del Jardín Botánico de la UNACHI lo que también contribuye a la presencia de esporas. Estas pueden ser las posibles causas por las que el decanato de Ciencia Naturales y Exactas sea el que presente una mayor cantidad de morfoespecies de microhongos, con respecto a los demás decanatos. Los demás decanatos que muestran presencia de microhongos (Humanidades, Educación, Administración de Empresas, Medicina, Administración Pública, Comunicación Social y Economía) tienen materiales como la papelería (celulosa), que son aprovechados por los microhongos como sustrato (Albright, 2001), para establecerse en el lugar.

Como el LASEF debe mantener condiciones de limpieza impecables ya que está normado bajo la ISO/IEC 17025 (ISO/IEC 17025, 2017) y el personal técnico que utiliza los laboratorios es poco, creemos que esto influye en que no se encontraron hongos en los muestreos que se le realizaron. Los decanatos de Enfermería y Derecho y Ciencias Políticas fueron trasladados a edificios nuevos que todavía no han desarrollado las condiciones necesarias como una alta humedad relativa para el crecimiento de los hongos (Daza *et al.*, 2015), por lo que no se encontró presencia de los mismos en estos decanatos.

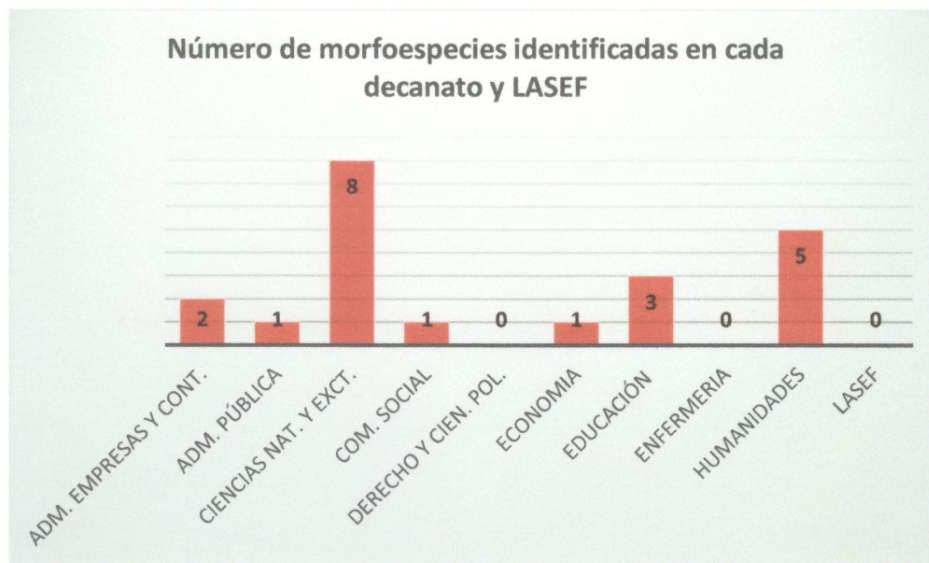


Figura 13. Número de microhongos identificados en cada decanato y el LASEF.

4.4. Descripción de microhongos

De las 14 especies identificadas en total, 13 pertenecen a la división Ascomycota, y una a la división Basidiomycota. El único microhongo de la división Basidiomycota que se identificó es *Moniliella* sp. que pertenece a la clase Moniliellomycetes, orden Moniliellales, familia Moniliellaceae. De los microhongos encontrados en la división Ascomycotas seis especies pertenecen al orden de los Eurotiales (*Aspergillus candidus*, *A. niger*, *Penicillium citrinum*, *P. purpurogenum*, *P. glabrum*, *P. variable*), tres especies al orden Hypocreales (*Fusarium incarnatum*, *Trichoderma harzianum* y *Trichothecium* sp.), una especie al orden de los Capnodiales (*Ramichloridium schulzeri*) uno al orden de los Chaetothyriales (*Cladophialophora* sp.), uno al orden de los Dothideales (*Aureobasidium pullulans*) y uno al orden de los Pleosporales (*Curvularia pallescens*, Cuadro 1).

4.4.1. Descripción de microhongos identificados

4.4.1.1. División Basidiomycota

4.4.1.1.1. *Moniliella* sp. Stolk & Dakin [as '*acetoabutens*'], Antonie van Leeuwenhoek 32: 400 (1966), Figura 14.

Clasificación: Género *Moniliella*, Familia Moniliellaceae, Orden Moniliellales, Clase Moniliellomycetes, División Basidiomycota, Reino Fungi.

Características macroscópicas: Colonias color verde olivo a negras. Con apariencia algodonosa y presencia de exudado. La parte inferior de la colonia de color gris oscuro a negro.

Características microscópicas: Hifas hialinas, septadas, muy ramificadas. Los conidios se producen en los ápices de las hifas, en conidióforos que son indiferenciados, de una sola célula, formando cadenas de conidios. Conidios elipsoidales, hialinos a chocolate hasta casi negros, con paredes lisas y ápice truncado. Midiendo 5-7 x 3-3.5 μm (n=20).

Cultivo examinado: Panamá, Provincia de Chiriquí, David, UNACHI, decanato de la facultad de Economía, fecha de colecta 5/12/2015, colector E. Serrano, #3.

Hábitat y distribución: Es un género cosmopolita que es aislado mucho en flores tropicales (Rosa *et al.*, 2009). Este género es un nuevo reporte para Panamá.

Notas: El género *Moniliella* es conocido como las levaduras negras por su similitud con éstas (de Hoog *et al.*, 2000). Recientemente después de varios análisis

filogenéticos se consideran como una clase (Moniliellomycetes) junto con Ustilaginomycetes, Exobasidiomycetes y Malasseziomycetes todas están ubicadas dentro de Ustilaginomycotina (Wang *et al.*, 2014)

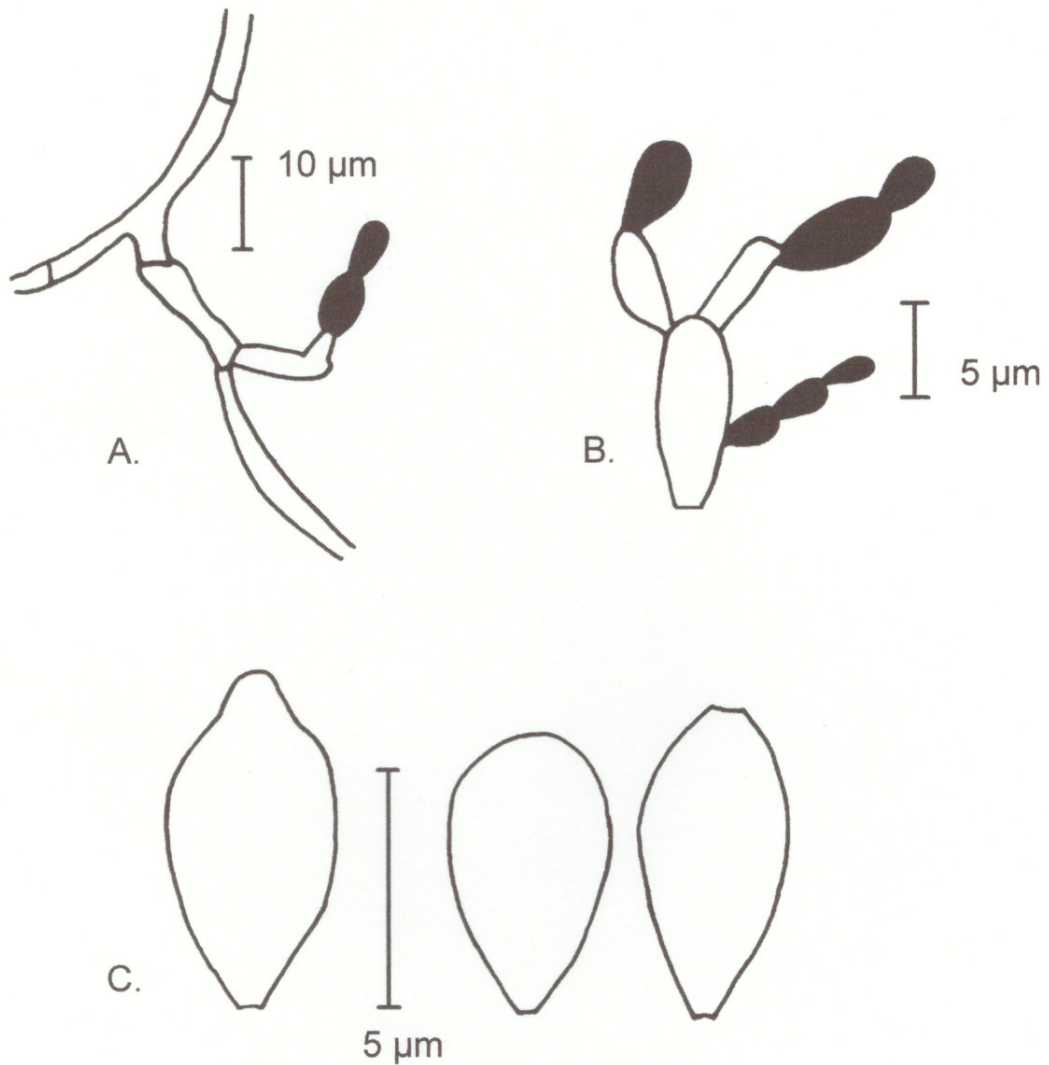


Figura 14. *Moniliella* sp. A. Hifas ramificadas, escala = 10 µm. B. Células conidiógenas, escala = 5 µm. C. Conidios, escala = 5 µm.

4.4.1.2. División Ascomycota

4.4.1.2.1. ***Aspergillus candidus*** Link, *Mag. Gesell. naturf. Freunde, Berlin* 3(1-2): 16 (1809), Figura 15.

Clasificación: Género *Aspergillus*, Familia Aspergillaceae, Orden Eurotiales, Clase Eurotiomycetes, División Ascomycota, Reino Fungi.

Características macroscópicas: Colonias de crecimiento lento 8-15 (-17) mm en 7 días, formando colonias de color chocolate claro a marrón con el borde más claro, micelio aéreo presente con conidióforos sobresaliendo del agar.

Características microscópicas: Conidióforos radiados, vesículas esféricas, lisas 10-25 (-30) μm (n=20) de largo, fialides con forma de matraz 5-11 x 2-3 μm (N=20) cubren toda la superficie de las vesículas. Conidios esféricos a subesféricos 2-3.5 (-4) μm (N=20), con paredes lisos de color verde claro a hialinos.

Cultivos examinados: Panamá, Provincia de Chiriquí, David, UNACHI, decanato de la facultad de Humanidades, Fecha de colecta 17/8/2015, colector E. Serrano, #1. Panamá, Provincia de Chiriquí, David, UNACHI, decanato de la facultad de Humanidades, Fecha de colecta 17/8/2015, colector E. Serrano, #3.

Hábitat y distribución: Es un hongo cosmopolita se puede encontrar alrededor del mundo y coloniza el maíz y el trigo principalmente (Samson *et al.*, 2010).

Importantes micotoxinas: *A. candidus* está en un grupo (Candidi) dentro los *Aspergillus* que producen Aflatoxinas B₁ consideradas carcinógenas, mutagénicas y hepatotóxicas (Abarca *et al.*, 2000).

Notas: Según de Hoog, *et al.* 2000, los conidióforos son biseriados pero pueden ser uniseriados como es este caso, y se da por que las colonias son bastantes jóvenes.

En Ecuador *A. candidus* junto con *A. fumigatus* fueron relacionados a personas con fibrosis quística pulmonar, una enfermedad genética y estos agentes fungicos eran posiblemente los causantes de la misma (Cárdenas y Mishel, 2019).

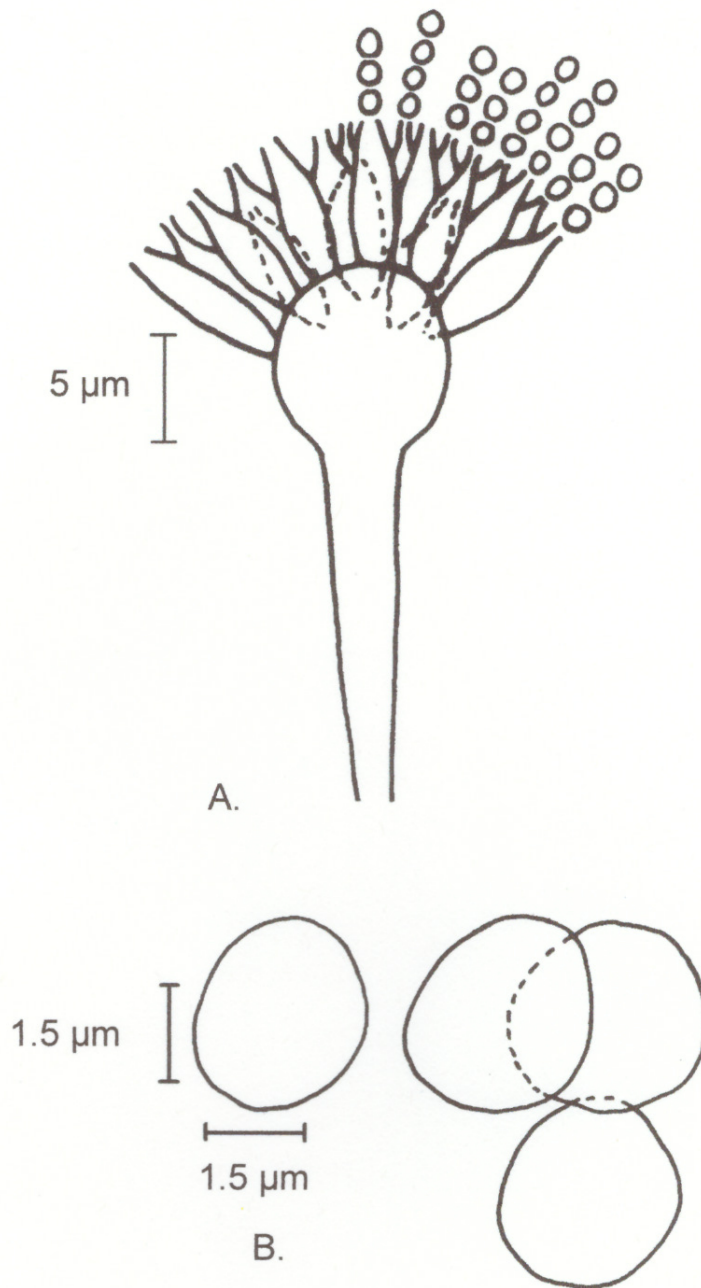


Figura 15. *Aspergillus candidus*. A. Ápice del conidióforo, células conidióforas y conidios. Escala = 5 μm . B. Conidios. Escala = 1.5 μm .

**4.4.1.2.2. *Aspergillus niger* Tiegh., *Annls Sci. Nat., Bot.*, sér. 5 8: 240 (1867),
Figura 16.**

Clasificación: Género *Aspergillus*, Familia Aspergillaceae, Orden Eurotiales, Clase Eurotiomycetes, División Ascomycota, Reino Fungi.

Características macroscópicas: Colonias de crecimiento rápido y abundante. Hasta 70 mm de diámetro después de 7 días. Micelio blanco con abundantes esporangios de color negro que le dan el color característico de la especie. El reverso de color crema a amarillo pálido.

Características microscópicas: Conidióforos radiados, con paredes lisas. Vesículas esféricas a subesféricas de 20-50 (-55) μm (n=20) de diámetro. Estípites de los conidióforos muy largos de 500-1000 (-1150) x 4-12 μm (n=20), con paredes lisas y pigmentadas. Metulas cilíndricas de 8-12 x 2-3 μm (n=20). Fiálides cilíndricas de 4-6.5 x 2-3 μm (n=20). Los conidios son esféricos a subesféricos de 3-5 μm (n=20) de diámetro, de color verde claro a hialinos con la superficie rugosa o con espinas.

Cultivos examinados: Panamá, Provincia de Chiriquí, David, UNACHI, decanato de la facultad de Ciencias Naturales y exactas. Fecha de colecta 13/4/2016, colector E. Serrano, #1. Panamá, Provincia de Chiriquí, David, UNACHI, decanato de la facultad de Ciencias Naturales y exactas. Fecha de colecta 13/4/2016, colector E. Serrano, #3. Panamá, Provincia de Chiriquí, David, UNACHI, decanato de la facultad de Ciencias Naturales y exactas. Fecha de colecta 13/4/2016, colector E.

Serrano, #4. Panamá, Provincia de Chiriquí, David, UNACHI, decanato de la facultad de Ciencias Naturales y exactas. Fecha de colecta 13/4/2016, colector E.

Serrano, #8. Panamá, Provincia de Chiriquí, David, UNACHI, decanato de la facultad de Ciencias Naturales y exactas. Fecha de colecta 13/4/2016, colector E.

Serrano, #9. Panamá, Provincia de Chiriquí, David, UNACHI, decanato de la facultad de Ciencias Naturales y exactas. Fecha de colecta 13/4/2016, colector E.

Serrano, #13. Panamá, Provincia de Chiriquí, David, UNACHI, decanato de la facultad de Humanidades. Fecha de colecta 17/8/2015, colector E. Serrano, #4. Panamá, Provincia de Chiriquí, David, UNACHI, decanato de la facultad de Humanidades. Fecha de colecta 17/8/2015, colector E. Serrano, #5. Panamá, Provincia de Chiriquí, David, UNACHI, decanato de la facultad de Humanidades. Fecha de colecta 17/8/2015, colector E. Serrano, #6. Panamá, Provincia de Chiriquí, David, UNACHI, decanato de la facultad de Humanidades. Fecha de colecta 17/8/2015, colector E. Serrano, #8. Panamá, Provincia de Chiriquí, David, UNACHI, decanato de la facultad de Humanidades. Fecha de colecta 17/8/2015, colector E. Serrano, #10. Panamá, Provincia de Chiriquí, David, UNACHI, decanato de la facultad de Administración de Empresas y Contabilidad. Fecha de colecta 17/8/2015, colector E. Serrano, #1. Panamá, Provincia de Chiriquí, David, UNACHI, decanato de la facultad de Administración de Empresas y Contabilidad. Fecha de colecta 17/8/2015, colector E. Serrano, #2.

Hábitat y distribución: Es un hongo cosmopolita que se encuentra alrededor del mundo. Afecta alimentos como cebollas, uvas, maíz, café entre muchos otros. Se encuentra tanto en ambiente interiores como exteriores (Samson *et al.*, 2010).

Importantes micotoxinas: *A. niger* es productor de una micotoxina llamada Ocratoxina A. Después de las Aflatoxinas la Ocratoxina A es la micotoxina más importante por su carácter nefrotóxico, teratógeno, inmunotóxico y carcinógeno (Abarca *et al.*, 2000).

Notas: Los conidios de *A. niger* pueden encontrarse en el suelo y en un gran número de sustratos naturales. Las mismas se esparcen gracias al viento, para posarse sobre distintas superficies (Casas, 1994).

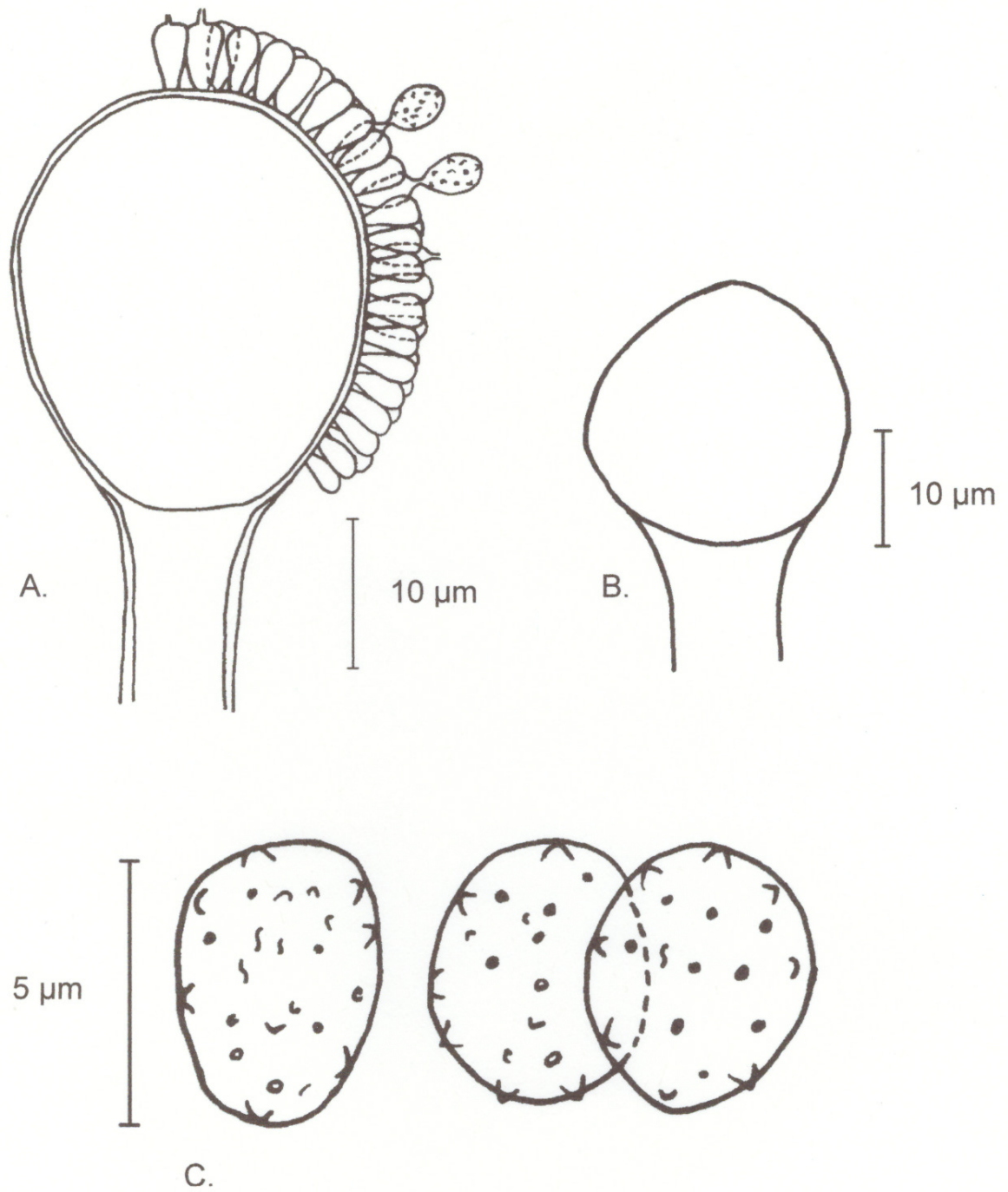


Figura 16. *Aspergillus niger*. A. Conidióforo. Escala = 10 μm. B. Vesícula. Escala = 10 μm C. Conidios. Escala = 5 μm.

4.4.1.2.3. *Penicillium citrinum* Thom, Bull. U.S. Department of Agriculture, Bureau Animal Industry 118: 61 (1910), Figura 17.

Clasificación: Género *Penicillium*, Familia Aspergillaceae, Orden Eurotiales, Clase Eurotiomycetes, División Ascomycota, Reino Fungi.

Características macroscópicas: Colonias creciendo moderadamente, hasta 30 mm en 7 días. Tiene una apariencia polvorienta que se debe a la densidad de conidióforos en el micelio, color gris verdoso a un verde oscuro. En el reverso del plato es de color amarillo a crema (Gómez, 1994).

Características microscópicas: Hifas hialinas, septadas, conidióforos hialinos con paredes lisas, estípites muy largos, biverticilados, 3-5 metulas de 10-20 x 2-3 μm (n = 20). Muy raro monoverticilados (de Hoog, *et al.*, 2001). Fiálides cilíndricas estrechándose en la punta con forma de botella, en grupos de 6 a 8, 7-15 x 2 μm (n = 20). Conidios esféricos a subesféricos, creciendo en columnas o cadenas, de color verde claro a hialinas con las paredes lisas o finamente rugosas, 2-3.5 μm (n = 20).

Cultivos examinados: Panamá, Provincia de Chiriquí, David, UNACHI, decanato de la facultad de Medicina. Fecha de colecta 5/12/2016, colector E. Serrano, #1. Panamá, Provincia de Chiriquí, David, UNACHI, decanato de la facultad de Medicina. Fecha de colecta 5/12/2016, colector E. Serrano, #2. Panamá, Provincia de Chiriquí, David, UNACHI, decanato de la facultad Ciencias Naturales y Exactas. Fecha de colecta 17/8/2015, colector E. Serrano, #17. Panamá, Provincia de Chiriquí, David, UNACHI, decanato de la facultad Ciencias Naturales y Exactas.

Fecha de colecta 17/8/2015, colector E. Serrano, #19. Panamá, Provincia de Chiriquí, David, UNACHI, decanato de la facultad Ciencias Naturales y Exactas.

Fecha de colecta 13/4/2016, colector E. Serrano, #20. Panamá, Provincia de Chiriquí, David, UNACHI, decanato de la facultad Ciencias Naturales y Exactas.

Fecha de colecta 13/4/2016, colector E. Serrano, #22. Panamá, Provincia de Chiriquí, David, UNACHI, decanato de la facultad Ciencias Naturales y Exactas.

Fecha de colecta 13/4/2016, colector E. Serrano, #26.

Hábitat y distribución: La especie se encuentra distribuido por todo el mundo especialmente en regiones tropicales. Está presente tanto en ambientes interiores como exteriores. Coloniza todo tipo de alimentos en especial los cereales y las especias (Samson *et al.*, 2010).

Importantes micotoxinas: Algunos metabolitos y micotoxinas que produce *P. citrinum* son la citrinina y la quinolactacina. La citrinina produce daño hepático y renal en humanos y animales (Houbraken *et al.*, 2010).

Notas: Un estudio realizado en España demostró que la presencia de micotoxinas (Citrinina) producidas por *P. citrinum*, que se les administró a ratones de la especie *Mus musculus* provocó la muerte de más del 50% de las crías que estaban en periodo de lactancia. También se determinó que la citrina causó daño hepático y a las gónadas de los ratones (Lurá *et al.*, 2001).

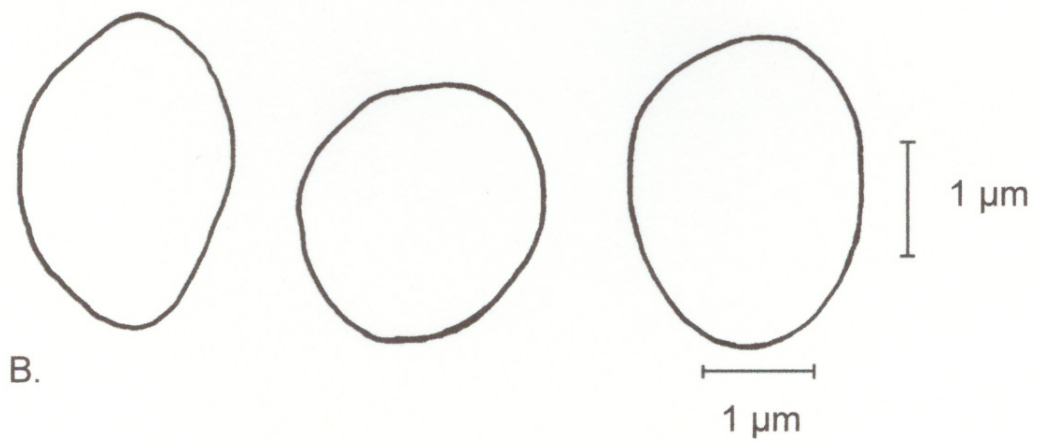
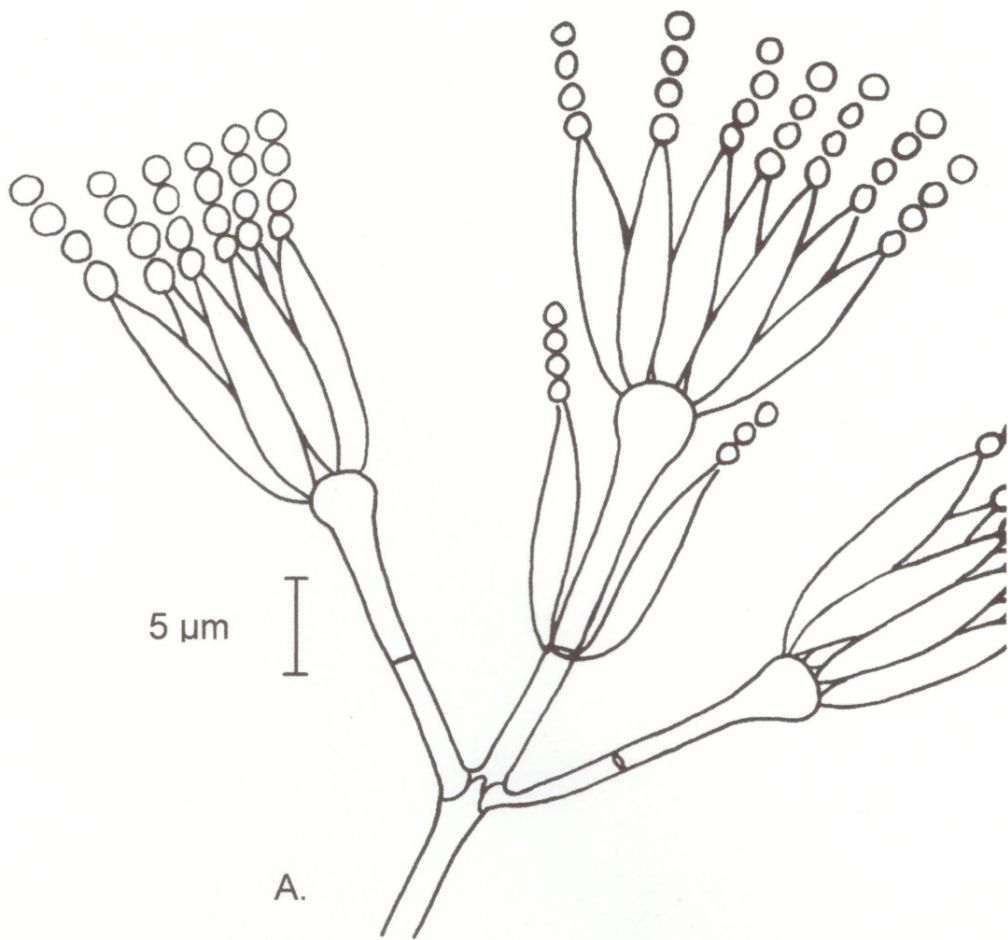


Figura 17. *Penicillium citrinum*. A. Ápice de un conidióforo ramificado con células conidiógenas y conidios. Escala = 5 μm . B. Conidios. Escala = 1 μm .

4.4.1.2.4. *Penicillium glabrum* (Wehmer) Westling, Ark. Bot. 11(no. 1): 131 (1911), Figura 18.

Clasificación: Género *Penicillium*, Familia Aspergillaceae, Orden Eurotiales, Clase Eurotiomycetes, División Ascomycota, Reino Fungi.

Características macroscópicas: Colonias con crecimiento rápido, hasta 50 mm después de 7 días. Color verde a verde oscuro con el borde blanco. Apariencia aterciopelada por la gran cantidad de conidióforos que sobresalen del micelio (Samson, *et al.*, 2010). De color marrón a chocolate por la parte inferior del plato.

Características microscópicas: Hifas septadas, hialinas. Conidióforos hialinos con estípites cortos de paredes lisas, monoverticilados, raramente biverticilados, con forma de pincel muy característico de la especie. Fiálides cilíndricas con un cuello largo y estrecho, 8-12 x 3 μm (n=20), encontrándose en grupos de 6 a 10 por conidióforo. Los conidios son esféricos a subsféricos, producidos en forma de cadenas o columnas, verde a hialinos, 2-3.5 (-4) μm (n=20), con paredes lisas.

Cultivos examinados: Panamá, Provincia de Chiriquí, David, UNACHI, decanato de la facultad Ciencias Naturales y Exactas. Fecha de colecta 22/8/2016, colector E. Serrano, #33. Panamá, Provincia de Chiriquí, David, UNACHI, decanato de la facultad de Humanidades. Fecha de colecta 13/4/2016, colector E. Serrano, #11. Panamá, Provincia de Chiriquí, David, UNACHI, decanato de la facultad de Humanidades. Fecha de colecta 13/4/2016, colector E. Serrano, #12.

Hábitat y distribución: Se encuentra en mayormente en zonas tropicales y subtropicales. Coloniza diferentes tipos de comidas desde frutas, nueces, cereales jugos hasta dulces fríos. Se encuentra tanto en ambientes interiores como exteriores (Samson *et al.*, 2010).

Importantes micotoxinas: *P. glabrum* produce la micotoxina citromicetina que ocasiona daño hepático en las personas.

Nota: Según Samson *et al.* (2010), los conidios pueden tener las paredes finamente rugosas, pero en este espécimen no logramos observar esa característica.

En Argentina *P. glabrum* es uno de los agentes biológicos que causan pérdidas en las bebidas carbonatas al contaminarlas (Ancasi *et al.*, 2006). Lo que concuerda con otro estudio francés donde se aislaron cepas de *P. glabrum* en botellas de agua aromatizadas selladas herméticamente, concluyendo que este hongo tiene pocos requerimientos nutricionales para desarrollarse (Nevarez *et al.*, 2009).

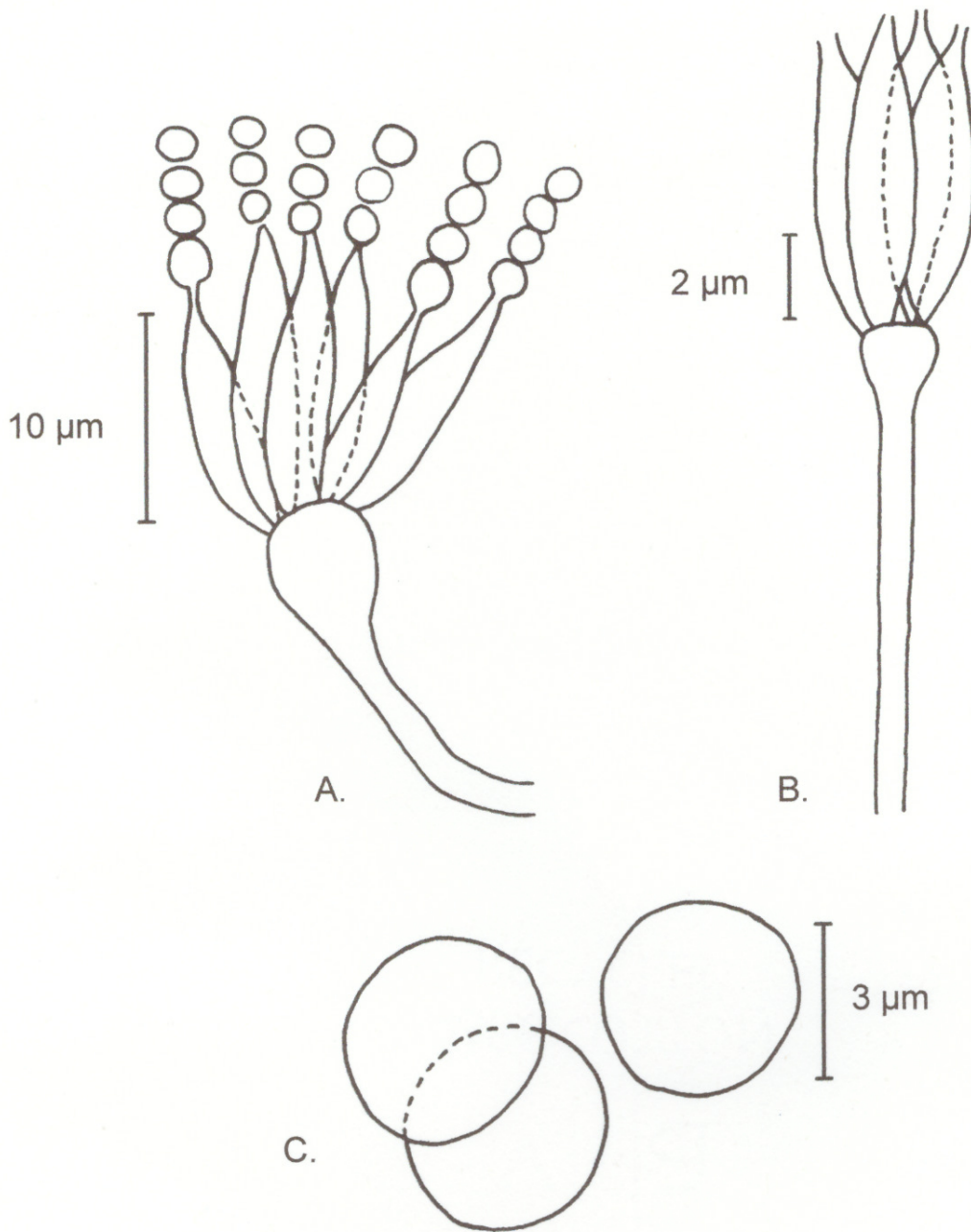


Figura 18. *Penicillium glabrum*. A. Ápice de conidióforo con células conidiógenas y conidios. Escala = 10 μm . B. Ápice de conidióforo en forma de pincel con células conidióforas. Escala = 2 μm . C. Conidios. Escala = 3 μm .

4.4.1.2.5. *Penicillium purpurogenum* Stoll [as '*purpurogenum*'], *Beitr. Morph. Biol. Char. Penicillium*, Würzburg: 32 (1904), Figura 19.

Clasificación: Género *Penicillium*, Familia Aspergillaceae, Orden Eurotiales, Clase Eurotiomycetes, División Ascomycota, Reino Fungi.

Características macroscópicas: Colonias con crecimiento lento hasta 30 mm después de 7 días, color verde pálido a gris con el borde más claro de blanco a crema. Apariencia polvorienta por la gran cantidad de conidióforos y conidios. El reverso de la colonia de color amarillo pálido a crema.

Características microscópicas: Conidióforos hialinos, de paredes lisas, biverticilados, metulas, cilíndricas 8-12 x 2-3 μm (n=20). Fialides de 4 a 6, acerosos a lanceolados de 8-12 x 1.5-2 μm (n=20). Conidios subglobosos a elipsoidal, verdes claro 3-3.5 x 2-2.5 μm (n=20).

Cultivos examinados: Panamá, Provincia de Chiriquí, David, UNACHI, decanato de la facultad de Administración de Empresas y Contabilidad. Fecha de colecta 13/4/2016, colector E. Serrano, #6. Panamá, Provincia de Chiriquí, David, UNACHI, decanato de la facultad de Administración de Empresas y Contabilidad. Fecha de colecta 13/4/2016, colector E. Serrano, #7. Panamá, Provincia de Chiriquí, David, UNACHI, decanato de la facultad de Administración de Empresas y Contabilidad. Fecha de colecta 13/4/2016, colector E. Serrano, #9.

Habitad y distribución: Es un hongo común en regiones tropicales y subtropicales. Crece en alimentos como cereales, frutas y nueces (Samson *et al.*, 2010). La especie representa un reporte nuevo para Panamá.

Importantes micotoxinas: *P. purpurogenum* produce las micotoxinas llamadas Rubratoxina A y Rubratoxina B. Normalmente se encuentran en granos como el maíz, legumbres y cereales en general. La Rubratoxina B es inmunosupresora mientras que la Rubratoxina A en sus cuadros agudos produce hemorragias en el hígado, riñones, pulmones y tracto gastrointestinal (Gimeno, 2002).

Notas: Los conidios pueden tener las paredes finamente rugosas (Samson, *et al.* 2010), pero esta muestra las tiene lisas.

Del hongo *P. purpurogenum* se obtienen pigmentos que son usados en la industria alimentaria (Moreno *et al.*, 2015). En México se realizó un estudio con cepas de *P. purpurogenum* para determinar la producción de pigmentos en diferentes medios de cultivo determinando que es capaz de producir pigmentos de color rojo en diferentes medios de cultivo con diferentes fuentes de carbono y de nitrógeno (Ménendez *et al.*, 2007).

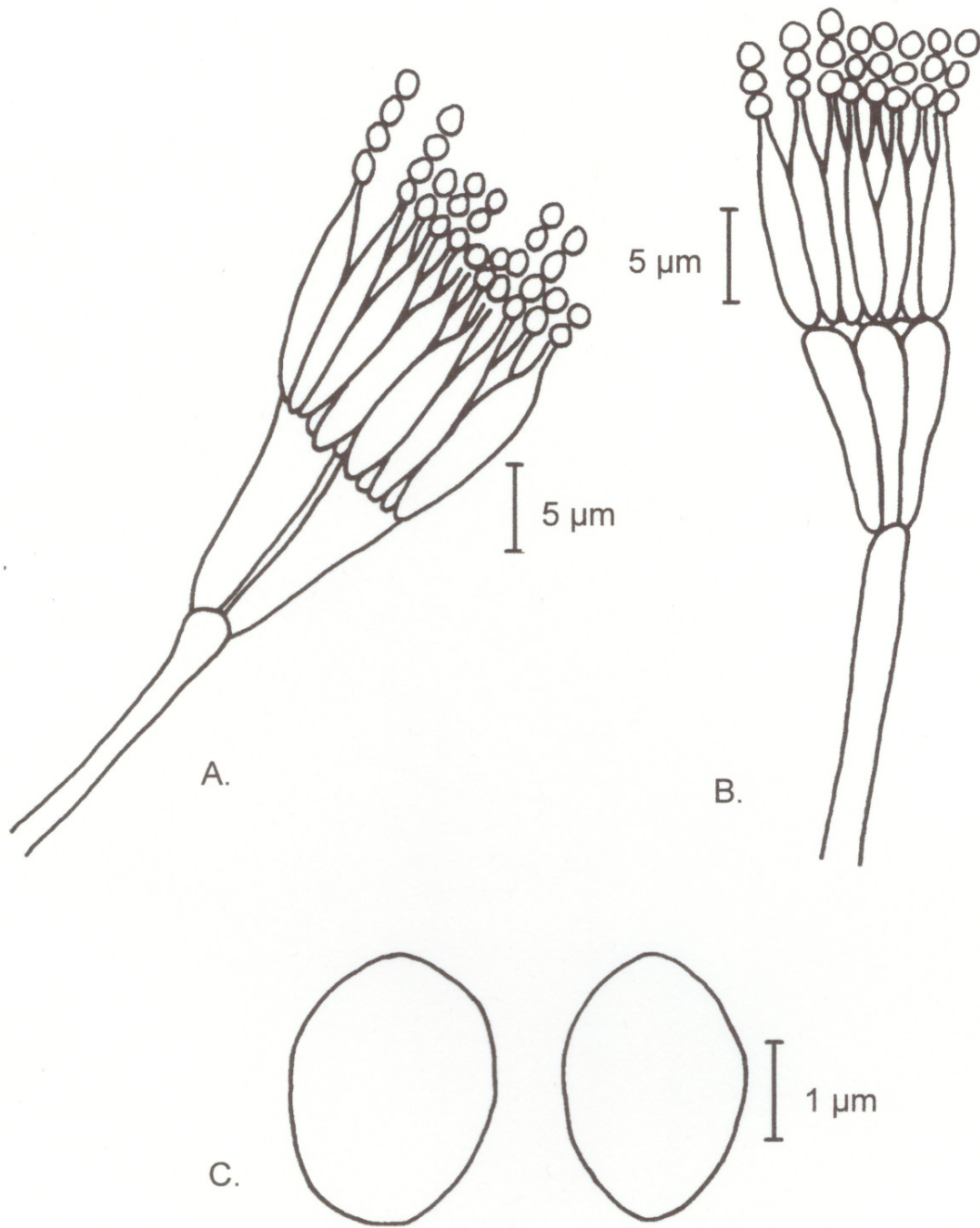


Figura 19. *Penicillium purpurogenum*. A-B. ápice de conidióforos, células conidioforas y conidios. Escala = 5 µm. C. Conidios. Escala = 1 µm.

4.4.1.2.6. *Penicillium variable* Sopp, Skr. VidenskSelsk. Christiania, Kl. I, Math.-Natur.(no. 11): 169 (1912), Figura 20.

Clasificación: Género *Penicillium*, Familia Aspergillaceae, Orden Eurotiales, Clase Eurotiomycetes, División Ascomycota, Reino Fungi.

Características macroscópicas: Colonias con crecimiento lento, hasta 20 mm después de 7 días, color verde claro a gris con el borde blanco. Con apariencia aterciopelada por la gran cantidad de conidios que produce. Color chocolate a marrón por la parte inferior del plato.

Características microscópicas: Conidióforos hialinos, estípites de paredes lisas, biverticilados, 3 a 5 metulas cilíndricas, 8-15 (-17) x 2.5-3 μm (n=20), terminando en una espiral de 4 a 7 fialides, lanceoladas, (-7) 8-10 x 4-6 μm (n=20). Conidios subesféricos a elipsoides de 2.5 -3.5 x 2-3 μm (n=20), verde claro, con paredes lisas a finamente rugosas.

Cultivos examinados: Panamá, Provincia de Chiriquí, David, UNACHI, decanato de la facultad de Ciencias Naturales y Exactas. Fecha de colecta 22/8/2016, colector E. Serrano, #27.

Hábitat y distribución: La especie se encuentra distribuido en regiones tropicales y subtropicales. Ataca los cítricos en general y la remolacha azucarera. Se aísla en ambiente exteriores como interiores. En ambientes interiores se observa colonizando madera, caucho y plástico (Samson *et al.*, 2010).

Notas: Un estudio realizado en México para determinar los hongos que afectan los cultivos de naranjas (*Citrus sinensis*) en la poscosecha, encontró que *P. variable*, junto a *P. italicum*, *P. digitatum*, *A. flavus* y *F. oxysporum* eran los agentes causales de las enfermedades y la pudrición verde en este rubro que es uno de los principales productos agrícolas del país (Ochoa *et al.*, 2007).

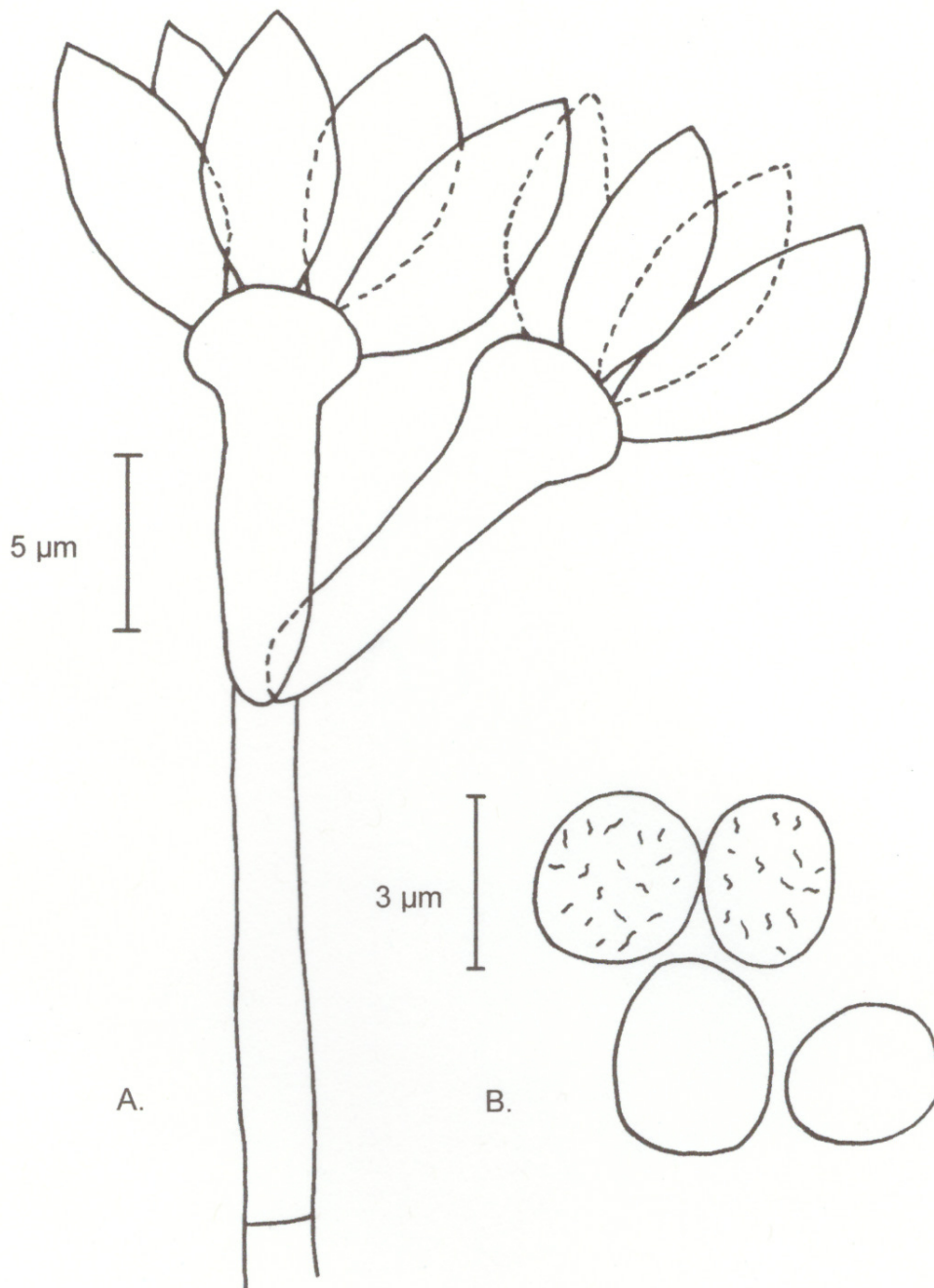


Figura 20. *Penicillium varibile*. A. Ápice de conidióforo biverticilado con células conidióforas. Escala 5 μm . B. Conidios lisos y rugosos. Escala 3 μm .

4.4.1.2.7. *Aureobasidium pullulans* (de Bary & Löwenthal) G. Arnaud, *Annals d'École National d'Agric. de Montpellier, Série 2 16(1-4): 39 (1918) [1917], Figura 21.*

Clasificación: Género *Aureobasidium*, Familia Saccotheciaceae, Orden Dothideales, Clase Dothideomycetes, División Ascomycota, Reino Fungi.

Características macroscópicas: Colonia de crecimiento rápido hasta 40 mm en 7 días, color verde oscuro hasta negro. Presenta una masa de esporas que le da apariencia alfombrada.

Características microscópicas: Hifas hialinas, septadas, 8-10 μm (n=20) de diámetro. Las células conidiógenas se forman en la parte terminal de hifas cortas. Blastoconidias se producen en grandes cantidades de forma sincronizada por todas las células de las hifas. Los conidios son muy variables en forma y tamaño. Pueden ser ovadas, lanceoladas, elipsoidales, lisas, hialinas. Miden 5-10 (-16) x (-3.5) 4-5 μm (n=20).

Cultivos examinados: Panamá, Provincia de Chiriquí, David, UNACHI, decanato de la facultad de Ciencias Naturales y Exactas. Fecha de colecta 22/8/2016, colector E. Serrano, #29.

Hábitat y distribución: Las especies de *Aureobasidium* son saprofitos distribuidos alrededor del mundo. En ambientes exteriores se puede encontrar sobre la

superficie de las hojas de plantas, rocas o estructuras como monumentos. En los alimentos afecta los granos o la harina de avena, uvas, peras, tomates y jugos de frutas. En ambientes interiores crecen en lugares húmedos como los baños, marcos de ventanas, y se ha aislado en uñas y piel de humanos (Samson *et al.*, 2010). Esta especie representa un nuevo reporte para Panamá.

Notas: Según de Hoog *et al.*, (2001) el hongo forma hifas con paredes gruesas y de color oscuro que después se pueden transformar en artroconidias. En la muestra en el presente estudio no se encontraron este tipo de células.

Esta especie tiene dos variedades: *Aureobasidium pullulans* variedad *pullulans*, con colonias que permanecen amarillas, rosas o parduzcas durante tres o más semanas, y *Aureobasidium pullulans* variedad *melanogenum*, con colonias que adquieren muy pronto un color negro o gris oscuro.

Aureobasidium pullulans es de gran importancia en el campo de la biotecnología por la producción de amilasas, xilanasas y pectinasas, pero su mayor uso es en la producción de pululano, un polisacárido utilizado en las industrias para producir plástico biodegradable (Singh *et al.*, 2015).

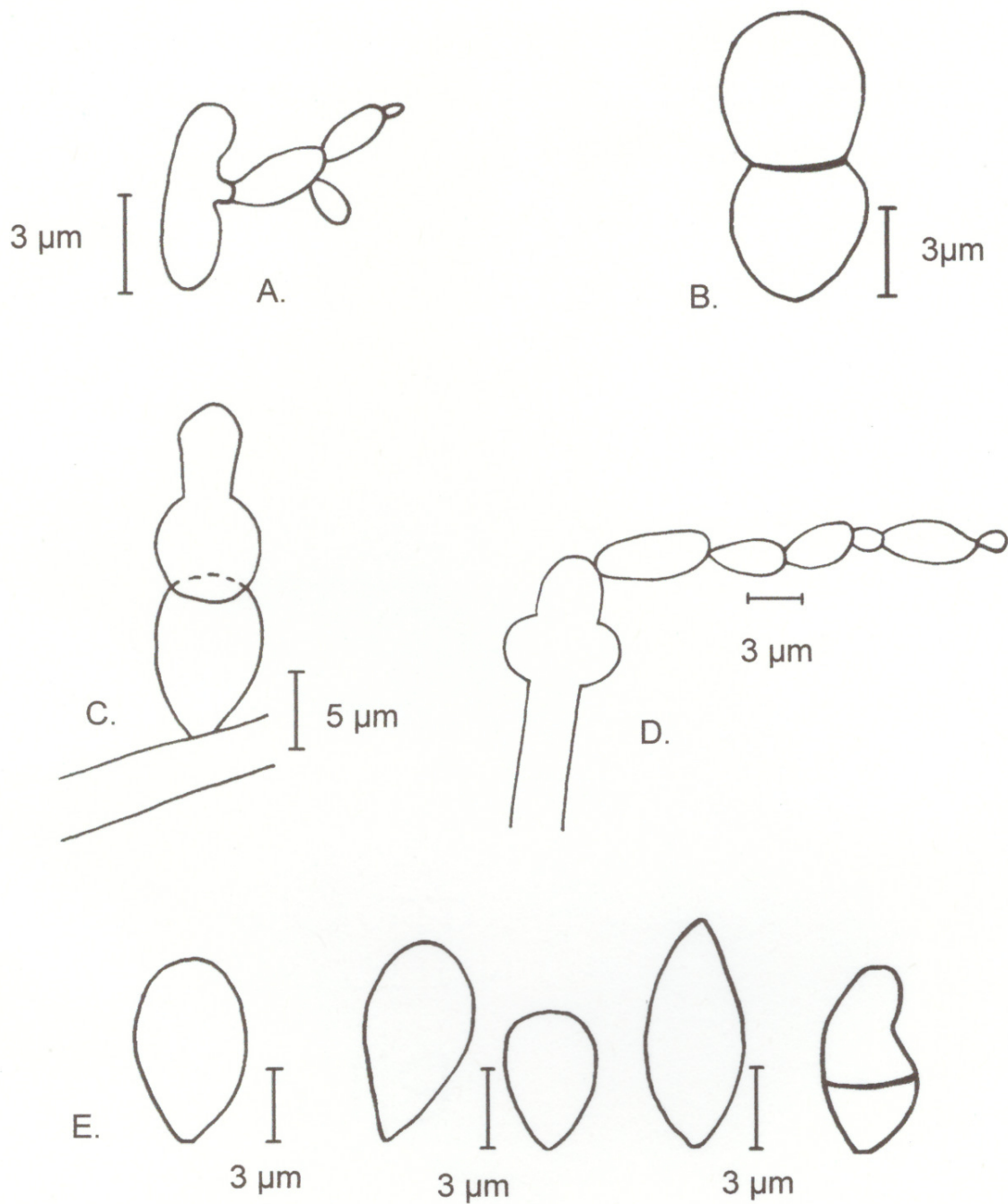


Figura 21. *Aureobasidium pullulans*. A-C Hifas con células conidiógenas. Escala = 3 μm . y Escala = 5 μm . D. Hifa con blastoconidios. Escala = 3 μm . E. Conidios. Escala 3 μm .

4.4.1.2.8. Cladophialophora sp. Borelli, Proc. 5th International Conference on Mycoses: 335 (1980), Figura 22.

Clasificación: Género *Cladophialophora*, Familia Herpotrichiellaceae, Orden Chaetothyriales, Clase Eurotiomycetes, División Ascomycota, Reino fungi.

Características macroscópicas: Colonias de crecimiento lento, cubiertas por una capa gruesa de esporas dando la impresión de una alfombra aterciopelada, con formación de pliegues, gris verdoso a verde oscuro.

Características microscópicas: Hifas hialinas septadas, ramificadas formando largas cadenas de conidios. Los conidios son de una sola célula, hialinos a chocolate claro; tienen diversas formas como elipsoidales, fusiformes hasta truncados, 5-7 (-8) x 2-3 μm (n=20).

Cultivos examinados: Panamá, Provincia de Chiriquí, David, UNACHI, decanato de la facultad de Ciencias de la Educación. Fecha de colecta 22/8/2016, colector E. Serrano, #3.

Hábitat y distribución: Es un hongo cosmopolita, pero se encuentra mayormente en climas templados. Es saprófito, normalmente se encuentra colonizando las plantas o en el suelo. Puede crecer en paja y madera húmeda, alimentos, combustibles fósiles, cosméticos (cremas), pinturas, plásticos, papel y tejidos (ropa,

alfombras, cuero), (de Hoog *et al.*, 2000). Este género representa un nuevo reporte para Panamá.

Notas: *Cladophialophora* es un género que se considera similar a las levaduras negras. Las especies de este género pueden causar cromoblastomycosis, infecciones en el cerebro y la piel de individuos inmunocomprometidos (Badali *et al.*, 2008).

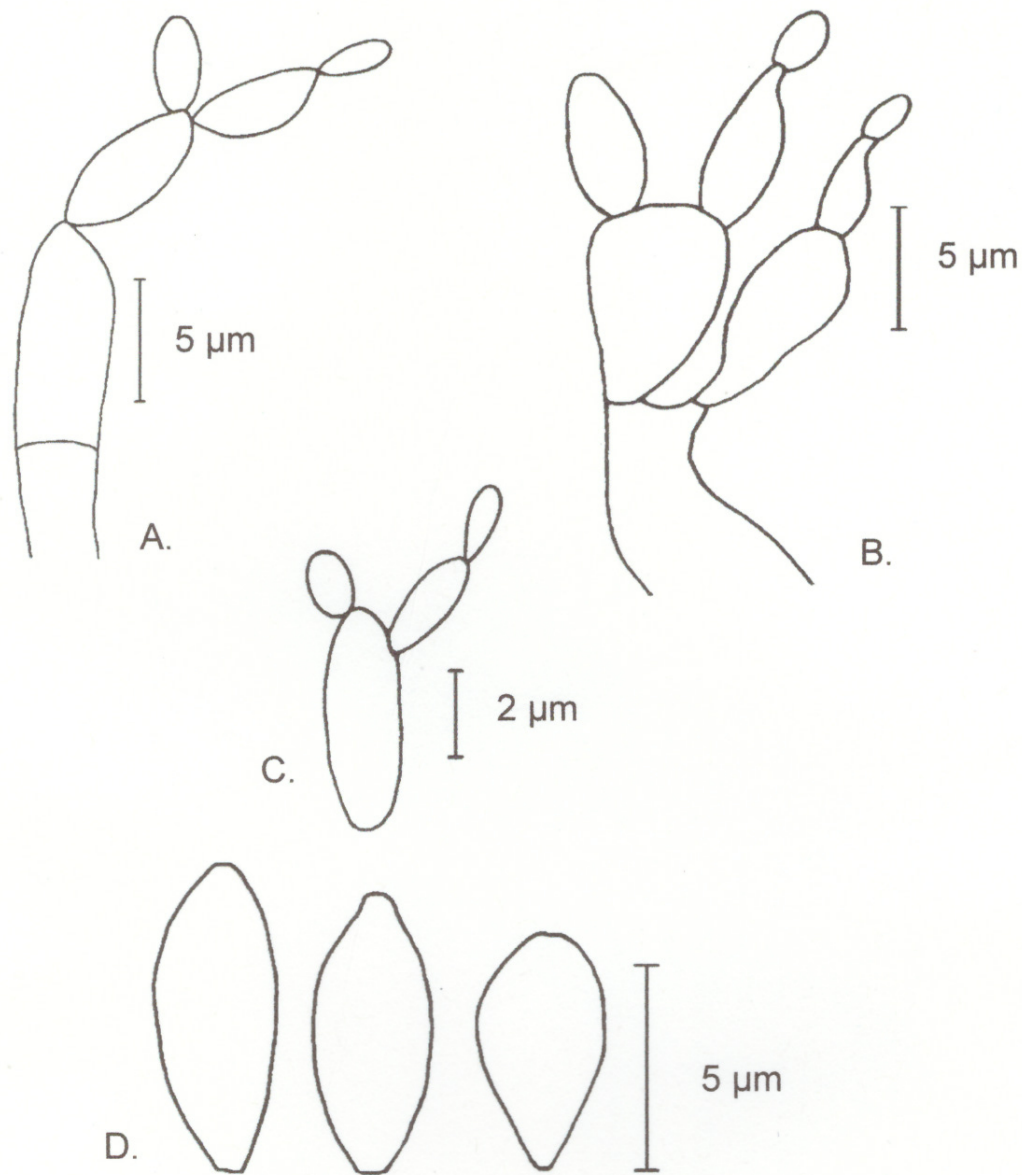


Figura 22. *Cladophialophora* sp. A-C. Hifas ramificadas con células conidiógenas.

Escala 5 μm, escala 2 μm. D. Conidios. Escala 5 μm.

4.4.1.2.9. *Curvularia pallescens* Boedijn, *Bull. Jard. bot. Buitenz*, 3 Sér. 13(1): 127 (1933), Figura 23.

Clasificación: Género *Curvularia*, Familia Pleosporaceae, Orden Pleosporales, Clase Dothideomycetes, División Ascomycota, Reino Fungi.

Características macroscópicas: Colonias creciendo rápidamente hasta 45 mm en 7 días, forma aros concéntricos, con apariencia aterciopelada, color verde oscuro a negro.

Características microscópicas: Hifas septadas, hialinas a chocolate claro, poca ramificación. Los conidióforos rara vez se ramifican y son de color chocolate.

Los conidios son de paredes lisas, color chocolate claro, 15-27 (-30) x (-7) 8-10 (-11) μm (n=20), con 1,2 o 3 septos que van a formar 2, 3 o 4 células, elipsoidales a fusiforme.

Cultivos examinados: Panamá, Provincia de Chiriquí, David, UNACHI, decanato de la facultad de Ciencias Naturales y Exactas. Fecha de colecta 22/8/2016, colector E. Serrano, #30. Panamá, Provincia de Chiriquí, David, UNACHI, decanato de la facultad de Humanidades. Fecha de colecta 13/4/2016, colector E. Serrano, #15.

Hábitat y distribución: Esta especie se encuentra distribuida por todo el mundo y prefiere los trópicos o lugares con climas cálidos. Prefiere la materia vegetal y se puede aislar tanto en ambiente interiores como exteriores (de Hoog *et al.*, 2000). Esta especie representa un nuevo reporte para Panamá.

Notas: Los conidios son menos curvos que los de especies relacionadas (Pitt y Hocking, 1999). Los conidios pueden aparecer ligeramente doblados en los ápices, pero por lo demás son predominantemente rectos. Los conidios con 4 células, su tercera célula es más hinchada, curva y más oscura que las otras. Las dimensiones del conidióforo varían, especialmente en lo que respecta a su longitud. Pueden tener hasta 6 μm de ancho (De Hoog *et al.*, 2000). *Cochliobolus pallescens* es la forma teleomórfica de *Curvularia pallescens*. (Navi, *et al.*, 1999).

En Cuba estudiaron la capacidad patogénica de las especies de *Curvularia* en el arroz y determinaron que una de las especies que causa más daño al cultivo de arroz hasta un 50% de pérdida en las plantas es *C. pallescens* (Estrada y Sandoval, 2004).

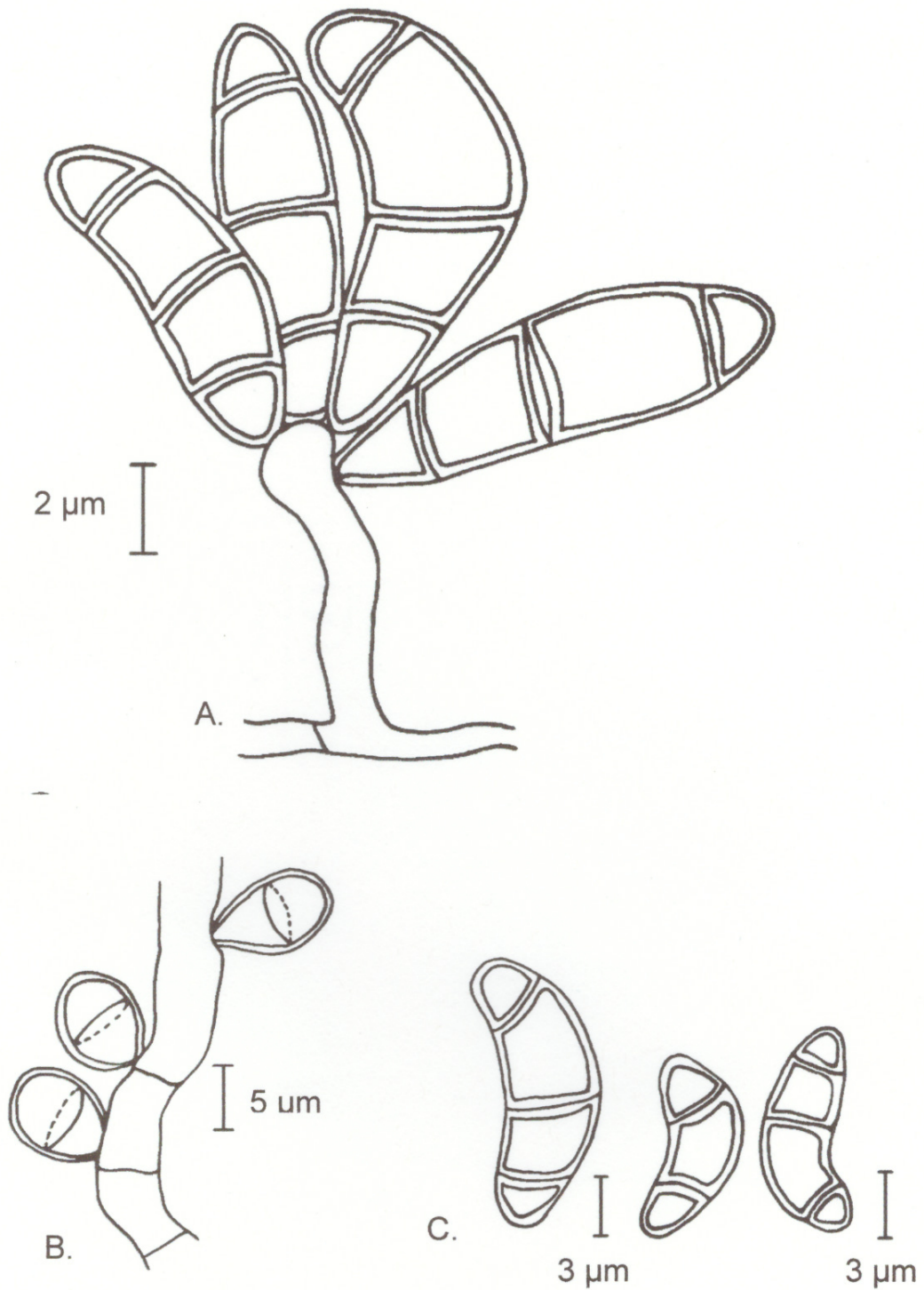


Figura 23. *Curvularia pallescens*. A. Conidióforo y conidios. Escala 2 μm. B. Hifa con conidios. Escala 5 μm. C. Conidios. Escala 3 μm.

4.4.1.2.10. *Fusarium incarnatum* (Desm.) Sacc., *Syll. fung.* (Abellini) 4: 712 (1886), Figura 23.

Clasificación: Género *Fusarium*, Familia Nectriaceae, Orden Hypocreales, Clase Sordariomycetes, División Ascomycota, Reino Fungi.

Características macroscópicas: Colonia con crecimiento rápido y abundante hasta 80 mm en 7 días, de color blanco con el borde crema a chocolate. Por la parte inferior del plato muestra un color amarillo, chocolate a crema. Textura algodonosa y húmedo con presencia de micelio aéreo.

Características microscópicas: Hifas hialinas, septadas. Conidióforos dispersos en el micelio aéreo, con dentículos que salen de estos en donde se forman las blastoconidios. Macroconidios ligeramente curvados, algunos con pie basal, con 1, 2 y 3 septos, hialinos a chocolate claro, (-8) 9-20 (-22) x 2-3 (-3.5) μm (n=20). La célula apical es alargada y la basal tiene forma de pie. Se producen en sucesión basípeta a partir de las monofálides. (Nelson *et al.*, 1983).

Cultivos examinados: Panamá, Provincia de Chiriquí, David, UNACHI, decanato de la facultad de Comunicación Social. Fecha de colecta 5/12/2016, colector E. Serrano, #1.

Hábitat y distribución: Las especies de *Fusarium* están ampliamente distribuidas alrededor del mundo. Son conocidos patógenos de cultivos como el maíz y el trigo. Invaden las raíces y tallos del hospedero causando la pudrición de estos. Algunas

especies como *F. incarnatum* son patógenos oportunistas de los humanos (Samson *et al.*, 2010). Esta especie representa un nuevo reporte para Panamá.

Importantes micotoxinas: varias especies de *Fusarium* producen una micotoxina importante llamada fumonisina que afecta a los animales y humanos que ingieren granos y cereales contaminados (de la Torre *et al.*, 2014).

Notas: Un estudio realizado en Colombia para determinar especies de *Fusarium* que provocan micosis en personas, mediante el uso de un marcador molecular (EF-1a) identificó a *F. incarnatum*, junto a *F. oxysporum* y *F. solani* como los agentes patógenos de los pacientes (Acevedo *et al.*, 2014).

F. incarnatum produce tres tipos de conidios (microconidios, macroconidios y clamidosporas) (Leslie y Summerell, 2006). Las clamidosporas son esféricas, 10-12 μm de diámetro (de Hoog, *et al.*, 2000). En esta muestra no se encontró clamidosporas ni microconidios.

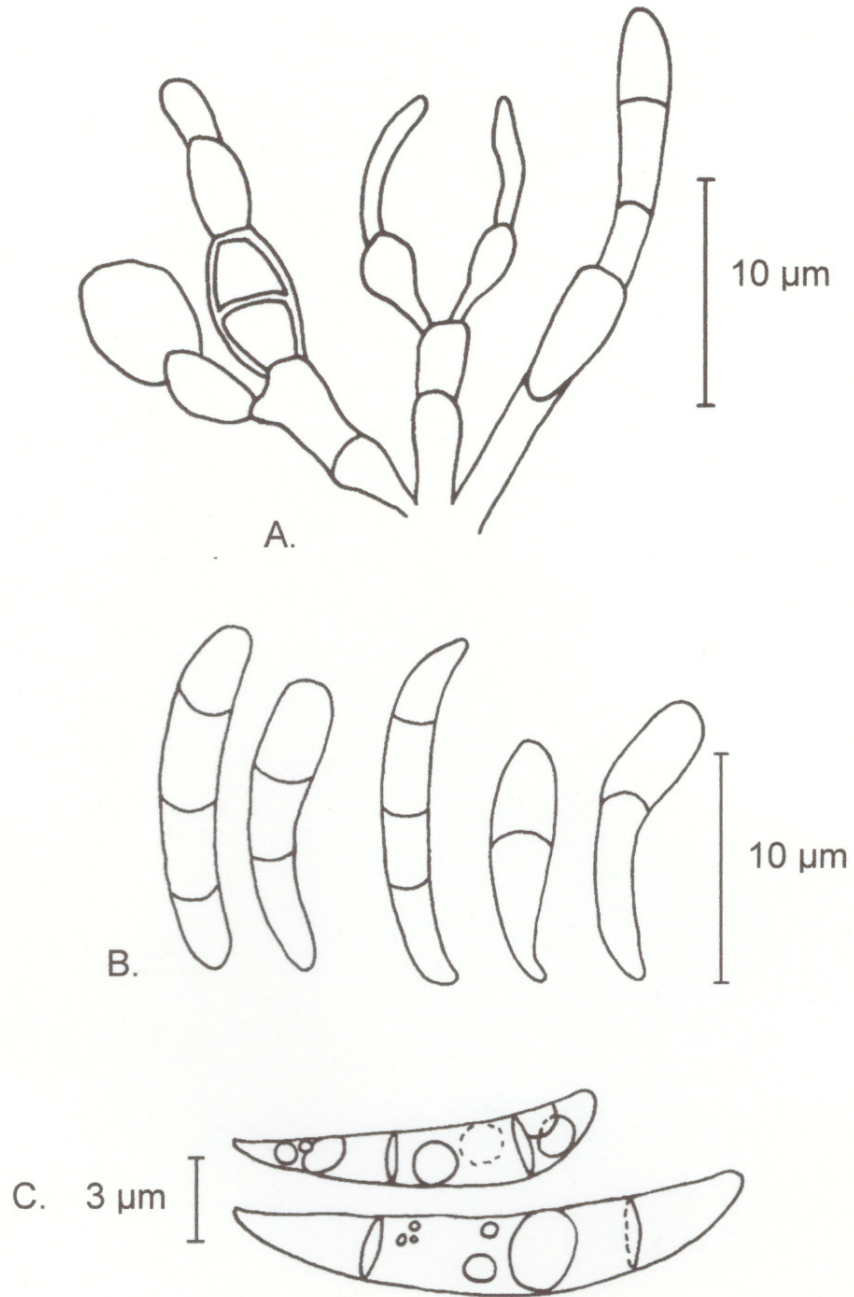


Figura 24. *Fusarium incarnatum*. A. Conidióforo con denticulos. Escala 10 µm. B. Blastoconidios. Escala 10 µm. C. Conidios. Escala 3 µm.

4.4.1.2.11. *Trichoderma harzianum* Rifai, *Mycol. Pap.* 116: 38 (1969), Figura 25.

Clasificación: Género *Trichoderma*, Familia Hypocreaceae, Orden Hypocreales, Clase Sordariomycetes, División Ascomycota, Reino Fungi.

Características macroscópicas: Colonias creciendo rápidamente en toda la superficie del medio de cultivo en 7 días. Al principio el micelio es blanco hialino y después de un color verde pálido a verde oliva con grupos de conidióforos que sobresalen del micelio de un color chocolate oscuro, dispersos por la colonia.

Características microscópicas: Hifas hialinas, septadas. Conidióforos ramificados en forma arborescente, con ramas más pequeñas hacia el ápice de la hifa y las ramas de la base son más largas. Fiálides en forma de botella o matraz terminando en un cuello muy largo y angosto, en grupos de 2 a 5, 4-7 x 2-3 μm (n=20). Conidios esféricos a subesféricos, verde pálido a hialinos, con paredes lisas, 2-3 μm (n=20).

Cultivos examinados: Panamá, Provincia de Chiriquí, David, UNACHI, decanato de la facultad de Administración de Empresas y Contabilidad. Fecha de colecta 13/4/2016, colector E. Serrano, #11. Panamá, Provincia de Chiriquí, David, UNACHI, decanato de la facultad de Ciencias de la Educación. Fecha de colecta 22/8/2016, colector E. Serrano, #5.

Hábitat y distribución: Es un hongo cosmopolita, se aísla en el suelo y substratos de madera alrededor del mundo. Es patógeno de frutas nueces e importantes

cereales como el maíz y arroz (Samson *et al.*, 2010). Esta especie representa un nuevo reporte para Panamá.

Notas: *T. harzianum* es utilizado como un biocontrol natural de otros hongos. En Cuba utilizaron filtrados de cultivos de *T. harzianum* para controlar las enfermedades de la mancha parda (*Bipolaris oryzae*), pudrición de la vaina (*Sarocladium oryzae*) y tizón del arroz (*Pyricularia grisea*), enfermedades fúngicas que afectan el cultivo de arroz. Concluyendo que los filtrados de *T. harzianum* lograron controlar en un 60% y 93% las enfermedades de la mancha parda, la pudrición de la vaina y tizón del arroz (Pérez *et al.*, 2018).

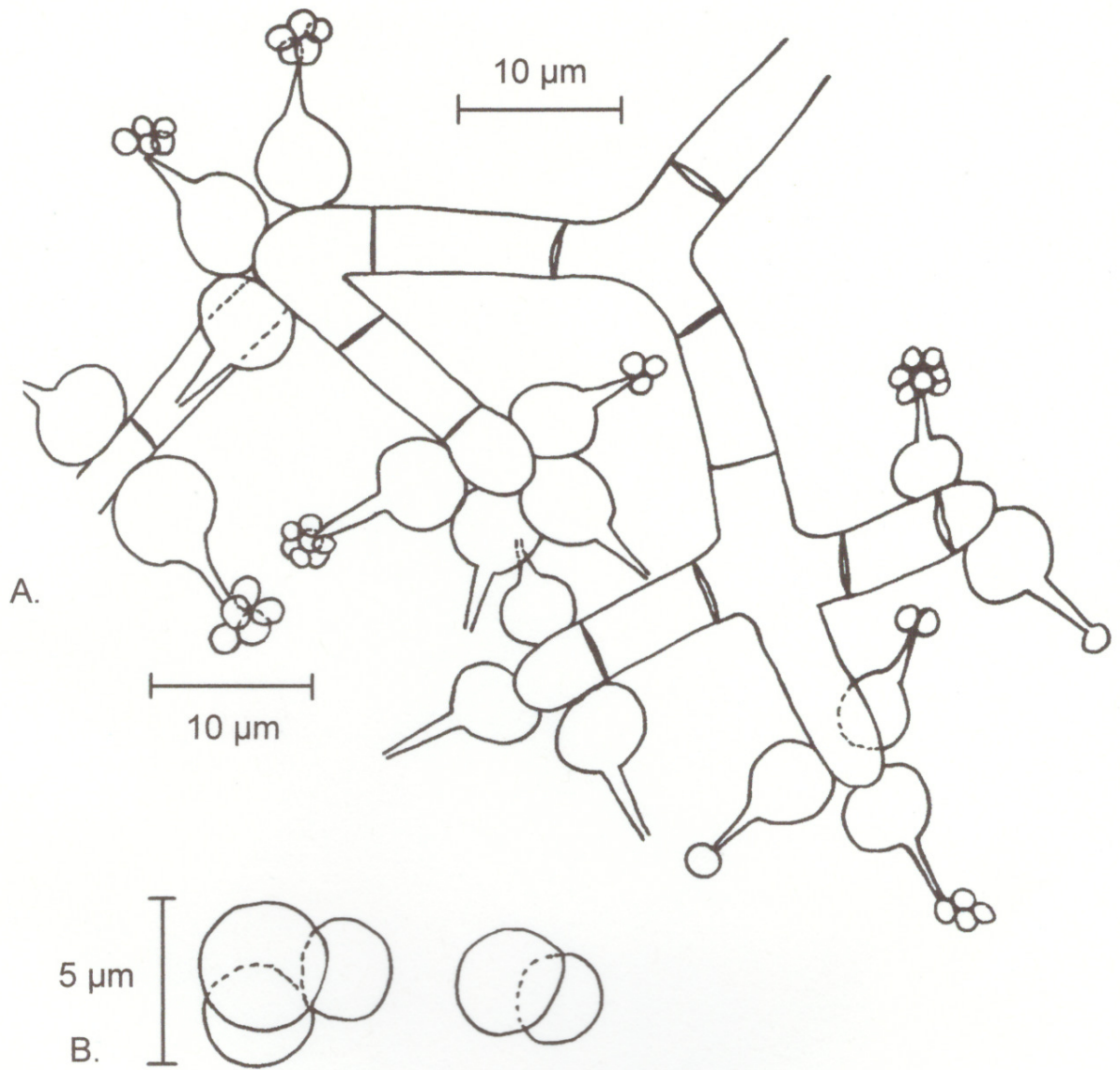


Figura 25. *Trichoderma harzianum*. A. Hifas ramificadas con conidióforos en forma de botella y conidios. Escala 10 μm . B. Conidios. Escala 5 μm .

4.4.1.2.12. *Trichothecium* sp. (Pers.) Link, *Mag. Gesell. naturf. Freunde, Berlin* 3(1-2): 18 (1809), Figura 26.

Clasificación: Género *Trichothecium*, Familia Incertae Sedis, Orden Hypocreales, Clase Sordariomycetes, División ascomycota, Reino Fungi.

Características macroscópicas: Colonias de crecimiento moderadamente rápido hasta 60 mm en 7 días. Colonias blancas, rosado pálido a naranja pálido. Consistencia algodonosa con formación de aros concéntricos en la colonia.

Características microscópicas: Hifas septadas, hialinas a rosado pálido. Conidióforos erectos sin ramificaciones con septos en la base, 40-160 x 2-3 μm (n=20). Conidios elipsoidales a piriformes, septados, hialinos, con paredes lisas, de 5-7 x 2-3 μm (n=20).

Cultivos examinados: Panamá, Provincia de Chiriquí, David, UNACHI, decanato de la facultad de Humanidades. Fecha de colecta 13/4/2016, colector E. Serrano, #19.

Hábitat y distribución: Este hongo está distribuido por todo el mundo y se encuentra mayormente en productos de harina, cereales y plantas en descomposición (Samson, *et al.*, 2010).

Importantes micotoxinas: Este género es conocido por producir Tricotecenos, una micotoxina que afecta a los animales y humanos provocando la inhibición de la

síntesis de proteínas, el daño celular y consiguiente inmunosupresión, inhibición del apetito, vómitos, diarrea, dermatitis y sangrando (Trombete *et al.*, 2013).

Notas: Estudios realizados para determinar hongos patógenos del Nogal Negro Americano (*Juglans nigra*), demostró que los hongos identificados como *Trichothecium roseum.*, *Pestalotiopsisstayaertii.*, *Alternaria alternatan* y *Rhizoctonia solani*, eran los agentes causales de la muerte descendente de *J. nigra* con niveles altos de Incidencia y severidad (Raya *et al.*, 2018).

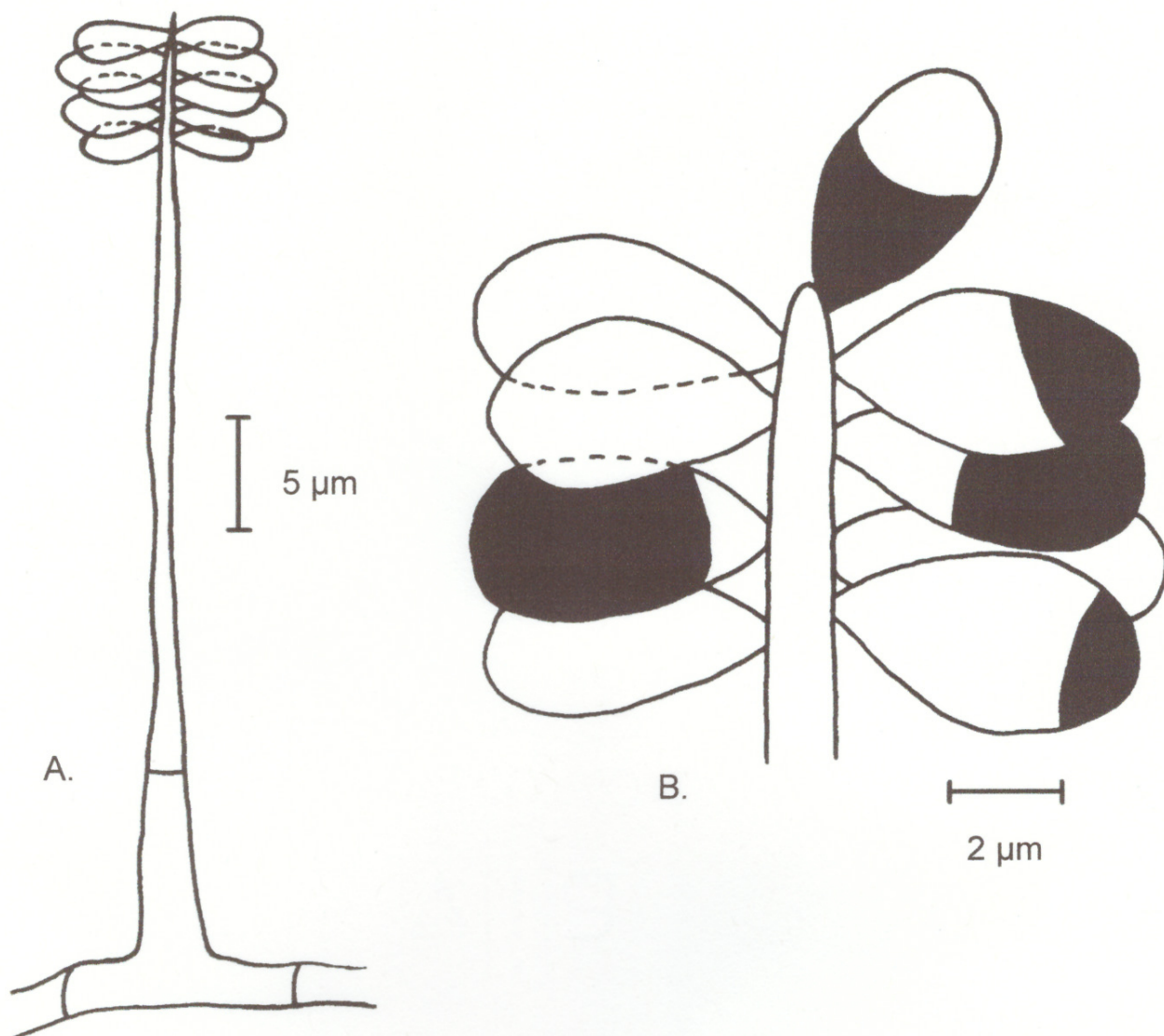


Figura 26. *Trichothecium* sp. A. Conidióforo con conidios jóvenes. Escala 5 µm. B.

Conidios en el ápice del conidióforo. Escala 2 µm.

4.4.1.2.13. Ramichloridium schulzeri (Sacc.) de Hoog, *Stud. Mycol.* 15: 64 (1977), Figura 27.

Clasificación: Género *Ramichloridium*, Familia Mycosphaerellaceae, Orden Capnodiales, Clase Dothyeomycetes, División Ascomycota, Reino Fungi.

Características macroscópicas: Colonias creciendo moderadamente rápido, color chocolate claro a naranja claro, con micelio aéreo oscuro.

Características microscópicas: Hifas septadas, con paredes gruesas. Conidióforos erectos sobresaliendo del micelio, 67-150 x 2 μm (n=20), estípites sin ramificaciones, paredes lisas, gruesas, chocolate pálido. Conidios elipsoidales, ovoides o fusiformes, 5-10 x 2.5-4 μm (n=20), con la base acuminada, chocolate claro, con paredes lisas.

Cultivos examinados: Panamá, Provincia de Chiriquí, David, UNACHI, decanato de la facultad de Ciencias de la Educación. Fecha de colecta 22/8/2016, colector E. Serrano, #6.

Hábitat y distribución: Es un hongo cosmopolita, se aísla mayormente en ambientes exteriores de lugares templados, está asociado a madera y otros hongos (Godeas y Arambarri, 2007). Esta especie representa un nuevo reporte para Panamá.

Notas: Las paredes de los conidios pueden ser finamente rugosas (de Hoog *et al.*, 2001), pero en esta muestra no se encontraron así.

Un estudio realizado en Cuba para determinar hongos patógenos del arroz encontró que *Ramichloridium schulzeri* junto a otras 98 especies más, eran los causantes de las manchas, oscurecimiento y muerte poscosecha de las semillas de arroz (Nenínger *et al.*, 2003).

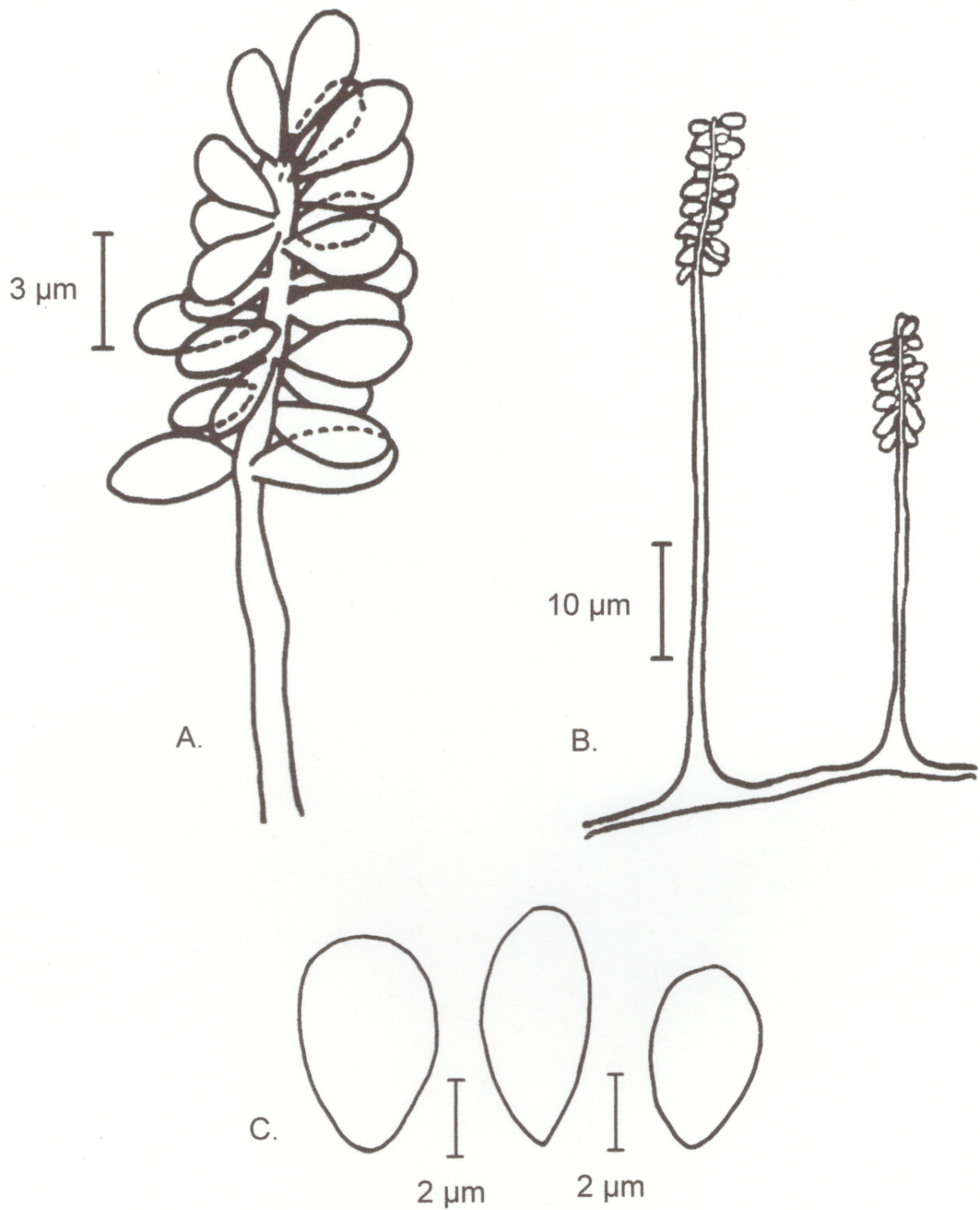


Figura 27. *Ramichloridium schulzeri*. A. Ápice de conidióforo con conidios. Escala 3 µm. B. Conidióforos con conidios. Escala 10 µm. C. Conidios. Escala 2 µm.

4.5. Diversidad de microhongos en los diez decanatos y el LASEF de la Universidad Autónoma de Chiriquí

El número de especies identificadas de microhongos en los decanatos de las diversas facultades y el LASEF se analizaron mediante el índice de diversidad de Shannon Weaver, el índice de Margalef y el Índice de Simpson a través del programa Diverse (Figura 28). Según el índice de Shannon 2.55751 y el de Margalef 4.26996 podemos decir que hay una alta biodiversidad a nivel global de las especies encontradas en las diferentes facultades ya que entre más se aleja el valor obtenido de 0, la diversidad aumenta (Somarriba, 1999, Margalef, 1956). El índice de Simpson nos da un valor de 0.04924, como el valor es más cercano a 0, esto nos indica que hay una alta biodiversidad de especies en las facultades, esta alta diversidad marcada en el índice de Simpson se puede deber al bajo número de hongos identificados (Bouza y Covarrubias, 2005).

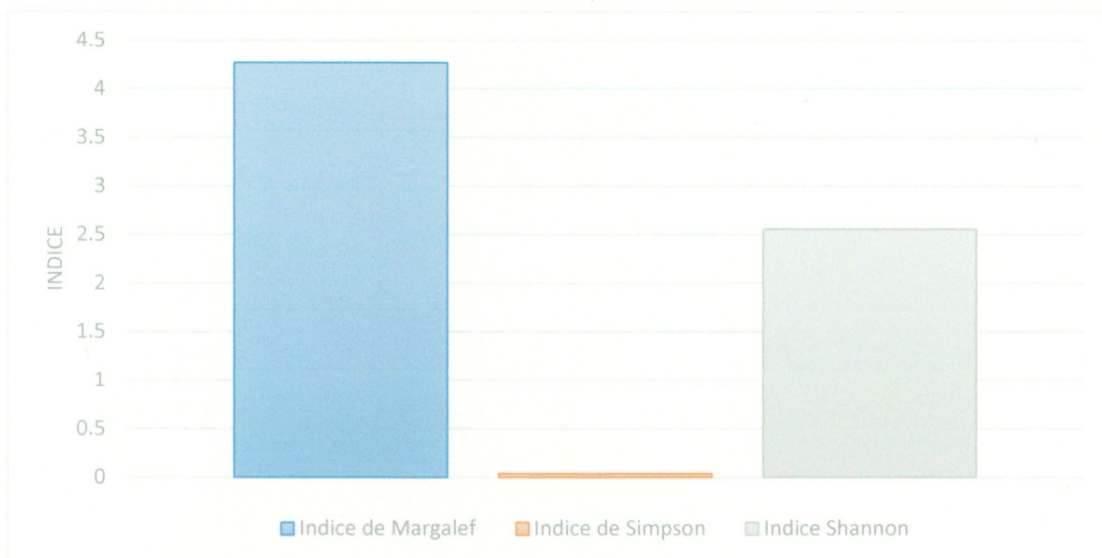


Figura 28. Índices de diversidad para el total de microhongos identificados en las diferentes facultades y el LASEF de la UNACHI.

Cuadro 4. Índices de Shannon y Margaleff para determinar la diversidad de microhongos en el Agar Papa Dextrosa (PDA) y el Agar Extracto de Malta (MEA).

| Índices | MEA | PDA |
|--------------------------------|--------|-------|
| Margaleff M Base 10. | 15.383 | 8.637 |
| Shannon H' Log Base 10. | 0.415 | 0.962 |

El índice de Shannon nos permite medir la diversidad de microhongos en cada uno de los agares. Los valores obtenidos de los agares son para MEA 0.415 y para PDA 0.962 (Cuadro 4). Los valores inferiores a 2 se consideran bajos en diversidad.

Según estos valores la diversidad de microhongos encontrada en los medios de cultivo PDA y MEA es baja, lo que nos indica que están limpios y libres de estos hongos que son causantes de diversas enfermedades alérgicas.

Los valores que obtuvimos en el índice de Margalef para MEA es 15.383 y para PDA 8.637 (Cuadro 4). Como los valores son superiores a 5 podemos decir que la biodiversidad en cada medio es alta (Margalef, 1956).

Como la cantidad de especies identificadas fue baja, esto influye en los valores finales del índice de Shannon (Figura 28), ya que este índice es sensible a bajas riquezas (Somarriba, 1999). Los valores del índice de Shannon contradicen lo que nos muestra el índice de Margalef (Cuadro 4), porque la cantidad de microhongos identificados es baja con respecto al número total de hongos presentes en los agares y cuanto mayor sea la diferencia entre el número de especies identificadas con respecto al número total de hongos, menor será la diversidad y esto crea un sesgo en el índice de Shannon dando como resultado que los valores marquen una baja diversidad (Pla, 2006).

Capítulo V

5. CONSIDERACIONES FINALES

5.1. Conclusiones

- ✓ Se identificaron 14 muestras de microhongos, de los cuales 11 microhongos fueron identificados hasta nivel de especie (*Aspergillus candidus*, *A. niger*, *Aureobasidium pullulans.*, *Curvularia pallescens*, *Fusarium incarnatum*, *Penicillium citrinum*, *P. purpurogenum*, *P. glabrum*, *P. variable*, *Ramichloridium schulzeri*, *Trichoderma harzianum*) y tres hasta nivel de género (*Cladophialophora* sp., *Moniliella* sp., *Trichothecium* sp).
- ✓ La especie aislada con mayor frecuencia fue *Aspergillus niger*.
- ✓ Las especies aisladas con menor frecuencia fueron *Aureobasidium pullulans*, *Cladophialophora* sp., *Curvularia pallescens*, *Fusarium incarnatum*, *Moniliella* sp., *Penicillium citrinum*, *P. purpurogenum*, *P. glabrum*, *P. variable*, *Ramichloridium schulzeri*, *Trichoderma harzianum* y *Trichothecium* sp.
- ✓ Se reportan ocho especies por primera vez para Panamá, siendo: *Aureobasidium pullulans*, *Cladophialophora* sp., *Curvularia pallescens*, *Fusarium incarnatum*, *Moniliella* sp., *Penicillium purpurogenum*, *Ramichloridium schulzeri* y *Trichoderma harzianum*.
- ✓ Las especies identificadas en los decanatos son: Facultad de Ciencias Naturales y Exactas (*Aspergillus candidus*, *Aspergillus niger*, *Aureobasidium pullulans*, *Curvularia pallescens*, *Fusarium incarnatum*, *Penicillium citrinum*, *P. glabrum* y *P. variable*. Facultad de Humanidades (*Aspergillus candidus*, *A. niger*, *Curvularia pallescens*, *Penicillium glabrum* y *Trichothecium* sp.), Facultad de Ciencias de la Educación (*Cladophialophora* sp., *Ramichloridium schulzeri*,

Trichoderma harzianum, Facultad de Administración de Empresas y Contabilidad (*Aspergillus niger*, *Trichoderma harzianum*), Facultad de Medicina (*Penicillium citrinum*), Facultad de Comunicación Social (*Fusarium incarnatum*), Facultad de Economía (*Moniliella* sp.)

- ✓ El índice de Shannon para la diversidad total de microhongos identificados es 2.55751 y el índice de Margalef es 4.26996 lo que muestra una alta diversidad de hongos totales.
- ✓ Se presentó un mayor porcentaje de riqueza y abundancia de microhongos en el agar PDA, en relación con el agar MEA.
- ✓ El índice de Shannon para la diversidad de microhongos en el agar MEA es 0.415 y en el agar PDA es 0.962 lo que marca una baja diversidad en los medios de cultivo.
- ✓ Los valores para el índice de Margalef en los medios de cultivo MEA es 15.383 y para PDA 8.637 lo que marca una alta diversidad de hongos en los medios de cultivo.

5.2. Recomendaciones

- ✓ Realizar estudios en otros lugares con ambientación artificial por aires acondicionados como salones laboratorios, cafeterías, con la finalidad de conocer más sobre la riqueza y la biodiversidad de las especies.
- ✓ Realizar una limpieza profunda de los sistemas de aire acondicionado o en su defecto reemplazarlos por equipos nuevos.

- ✓ Desarrollar protocolos de limpieza para las oficinas de las facultades de la UNACHI.
- ✓ En los protocolos incluir desinfectantes fúngicos como agentes de limpieza.

5.3. Referencias Bibliográficas

Abarca, M., Bragulat, M., Castellá, G., Aecenci, F., Cabañas, F. 2000. Hongos productores de Micotoxinas emergentes. Revista Iberoamericana de Micología, 17: 563-568.

Acevedo, Y., Cano, L., Gaviria, A. 2014. Identificación de Aislamientos clínicos de *Fusarium* sp. mediante Técnicas moleculares en Colombia. Bistua 12(1): 143-159.

Aguirre, G., 2016. Estudio de la Aerobiología de hongos filamentosos en un hospital de cuarto nivel en Bogotá, Colombia. Facultad de Ciencias. Carrera de Bacteriología. Tesis de Pregrado. Pontificia Universidad Javeriana. Colombia. pp. 61.

Albright, D. 2001. Human health effects of airborne mycotoxins exposure in fungi contaminated indoor environment. Professional Safety 46 (11): 26-28.

Alcolado, P. 1998. Conceptos e índices relacionados con la diversidad. Avicennia 8 (9): 7-21.

Allende, R., Picos, P., Márquez, I., Carillo, J., García, R., León, J. 2013. Identificación morfológica y molecular de *Penicillium oxalicum* causante de pudrición de tallos y frutos de tomate. Revista Mexicana de Fitopatología, 31 (1): 13-19.

Almaguer, M., Rojas, T., Hernández, A. 2008. Perspectiva de los estudios aeromicológicos para la protección del cultivo de arroz. *Revista de Protección Vegetal* 23 (3): 137-143.

Almaguer, M., Sánchez, K., Rojas, T. 2014. El género *Cladosporium* en la atmosfera del Occidente de Cuba: pasado, presente y futuro. *Revista Cubana de Ciencias Biológicas* 3 (3): 8-17.

Ancasi, E., Carrillo, L., Benítez, M. 2006. Mohos y levaduras en agua envasada y bebidas sin alcohol. *Revista Argentina de Microbiología* 38 (2): 93-96.

Andraca, J., Rodríguez, E., Fundora, A. 2001. Cefalosporinas. *Revista Cubana de Farmacia* 35 (3): 219-24.

Aydogdu, H., Asan, A. 2004. Monitoring of fungi and bacteria in the indoor air of Primary School in Edirne City Turkey. *Indoor and Built Environment* 14 (5): 411-425.

Badali, H., Gueidan, C., Najafzadeh, M. Bonifaz, A. Guerrits, A., de Hoog, G. 2008. Biodiversity of the genus *Cladophialophora*. *Studies in Mycology* 61: 175-191.

Bennett, J. 2009. *Aspergillus*: A primer for the novice. *Medical Mycology* 47 (S1): 55-12.

Bolet, M., Socarrás, M. 2005. Micotoxinas y cáncer. *Revista Cubana de Investigaciones Biomedicas* 24 (1): 54-9.

Borie, F., Rubio, R., Morales, A., Castillo, C. 2000. Relación entre densidad de hifas de hongos micorrizógenos arbusculares y producción de glomalina con las

características físicas y químicas de suelos bajo cero labranzas. *Revista Chilena de Historia Natural* 73: 749-756.

Borrego, S., Perdomo, I. 2014. Airbone, microorganisms cultivable on naturally ventilated document repositories of the National Archive of Cuba. *Environmental Science and Pollution Research* 23: 3747-3757.

Bouza, C., Covarrubias, D. 2005. Estimación del índice de diversidad de Simpson en *m* sitios de muestreo. *Revista Investigación Operacional* 26 (2): 187-197.

Buitrago, M. 2018. Identificación morfológica molecular de *Fusarium*, aislados del cultivo de la piña de la provincia de Panamá Oeste. Tesis de Maestría. Universidad de Panamá. Panamá. pp. 56.

Burge, H, Pierson, D., Groves, T., Strawn, K., Mishra, S. 2000. Dynamic of airborne population in a large office building. *Current Microbiology* 40: 10-6.

Caballero, M., Cartín, V., Alfaro, M. 2007. Calidad del aire en dos centros hospitalarios y ocho clínicas veterinarias en Costa Rica. *Revista Costarricense de Salud Pública* 16 (30): 17-26.

Cabral, J., Araujo, R. 2010. Fungal Air quality in medical protected environments. *Air Quality*, Ashok Kumar, IntechOpen, DOI: 10.5772/9766. Consultado en <https://www.intechopen.com/books/air-quality/fungal-air-quality-in-medical-protected-environments>

Camacho, A., Giles, M., Ortigón, A., Palao, M., Serrano, B., Velázquez, O. 2009. Manual de Microbiología. Técnicas para el análisis Microbiológico de Alimentos. 2ª ed. Facultad de Química, UNAM. México. pp. 60-71.

Campbell, N., Mitchell, L., J. Reece. 2001. Biología: conceptos y relaciones. 3ª. Ed. Pearson Educación, México. 359-365.

Campo, A., Duval, V. 2014. Diversidad y valor de importancia para la conservación de la vegetación natural. Parque Nacional Lihué Calel, Argentina. Anales de Geografía 34 (2): 25-42.

Cannon, P., Aguirre, B., Aime, C., Martyn, A., Bidartondo, M., Gaya, E., Hawksworth, D., Kirk, P., Leitch, I., Lücking, R. 2018. Definition and diversity. In: K. J. Willis (ed.), State of the World's Fungi. Report. Royal Botanic Gardens, Kew. pp. 4-11.

Cañedo, V., Ames, T. 2004. Manual de Laboratorio para el manejo de hongos entomopatógenos. Centro Internacional de la Papa. Lima, Perú. pp. 35-39.

Carballal, R., Casares, M., Gutierrez, L. Rowe, J. 2006. Capítulo 7, Introducción a los Líquenes. Proyecto Andalucía Enciclopedia de la Naturaleza, Tomo XXI. Ed. Giralda. España. pp. 170-176.

Cárdenas, B., Mishel, F. 2019. Prevalencia de *Aspergillus* spp en muestras de esputo inducido en pacientes con fibrosis quística en Ecuador. Repositorio de Tesis de Grado y Posgrado. Pontificia Universidad Católica de Ecuador. pp. 14. Consultado en repositorio.puce.edu.ec/handle/22000/16224

Carrol, K., Morse, S., Mietzner, T., Miller, S. 2016. Microbiología Médica. 27ª ed. Mc Graw Hill. México. pp 694.

Casas, R., 1994. Micología General. 2ª Ed. Universidad Central de Venezuela. Ediciones de Biblioteca. Caracas, Venezuela.

Castañeda, E., Rivera, T., Lechuga, B. 2003. Determinación de la calidad microbiológica del aire en una industria textil. Revista Latinoamericana de la Salud en el Trabajo 3 (1): 21-24.

Castro, V, Clara, A. 2009. Evaluación Aeromicológica en la calidad del aire de la zona aledaña al relleno sanitario Portillo Grande en el otoño del 2009. Tesis de Maestría. Universidad Nacional Agraria, La Molina. Lima, Perú. pp. 172.

Cepeda, R., Luque, L., Ramirez, D., Franco, P., Fabra, M. 2019. Monitoreo de hongos ambientales en laboratorios y reservas patrimoniales bioarqueológicas. Boletín Micológico 34 (2): 33-49.

Ciaurro, A., Ruzicki, C. 2011. Trufa: un "diamante" bajo la tierra. Trabajo Final Técnico superior en Gestión Gastronómica. Santa Fé, Argentina. Consultado en <https://docplayer.es/21582825-Trufa-un-diamante-bajo-la-tierra.html>

Corrales, A. 2018. Microorganismos asociados a daños en frutas y vegetales frescos en una planta de procesamiento. Tesis de Maestría. Universidad de Panamá, Facultad de Ciencias Agropecuarias. Panamá. pp. 59.

Curbelo, J., Galván, J., Aspa, J. 2015. Actualización sobre *Aspergillus*, *Pneumocystis* y otras micosis pulmonares oportunistas. Archivos de Bronconeumonia 51 (12): 647-653.

Daza, M., Martínez, D., Caro, P. 2015. Contaminación Microbiológica del aire interior y el Síndrome del Edificio Enfermo. Biociencias 10 (2): 37-50.

de Hoog, G., Guarro, J., Gené, J., Figueras, M. 2000. Atlas of Clinical fungi. 2ª ed. Central bureau voor Schimmelcultures Utrecht, The Netherlands. Universitat Rovira i Virgili Reus. España. pp. 1126.

De la Rosa, M., Mosso, M., Ullán, C. 2002. El aire: hábitat y medio de transmisión. Observatorio Medio Ambiental 5: 375-402.

De La Rosa, M., Ullán, C., Prieto, M., Mosso, M. 2000. Calidad microbiológica del aire de una zona limpia en una industria farmacéutica. Anales de la Real Academia Nacional de Farmacia 66 (2): 1-17.

de la Torre, M., Sánchez, D., Galeana, E., Plasencia, J. 2014. Fumonisinás— Síntesis y función en la interacción *Fusarium verticillioides* – maíz. TIP revista Especializada en Ciencias Químico-Biológicas 17 (1).

Díaz, A., Fabrè, D., Coutin, G., González, T. 2010. La sensibilización a hongos ambientales y su relación con enfermedades atópicas en escolares. Revista Cubana de Medicina General Integral 26 (4): 647-655.

Domínguez, I., Jurado, V., Hermosin, B., Sáiz, C. 2012. Aerobiología de cuevas andaluzas, en J.J. Durán y P. A. Robledo (Eds.). Las cuevas turísticas como activos económicos, conservación e innovación. Madrid. Asociación de Cuevas Turísticas Españolas. España. pp. 299-308.

EPA (Environmental Protection Agency). 2005. IAQ Reference Guide. Indoor Air Quality Tools for Schools. Disponible en www.epa.gov

Escudero, J., Daza, Z., Gil, N., Mora, O. 2013. Evaluación de las enzimas celulolíticas producidas por hongos nativos mediante fermentación en estado sólido (SSF) utilizando residuos de cosecha de caña de azúcar. Revista Colombiana de Biotecnología 15 (1): 107-108.

Estrada, G. y Sandoval, I. 2004. Patogenicidad de especies de *Curvularia* en arroz. Fitosanidad 8 (4): 23-26.

Estrada, S. y Ramírez G. 2019. Micología General. Universidad Católica de Manizales. Centro Editorial Universidad Católica de Manizales. Colombia. pp. 347.

Fabrega, A., Agut, M., Calvo, M. 2002. El género *Alternaria*: Características morfológicas y capacidad de producción de micotoxinas. Anales de la Real Academia de Doctores 6: 357-367.

Felipe, A. 2016. Caracterización aeromicológica de las cámaras refrigeradoras de la Droguería de Villa Clara, Cuba. Tesis de Pregrado. Departamento de Farmacia. Facultad de Química y Farmacia. Universidad Central "Marta Abreu" de las Villas. Cuba. pp. 60.

Ferriol, M., Merle, H. Sin Año. Los componentes Alfa, Beta y Gamma de la biodiversidad. Aplicación al estudio de comunidades vegetales. Universidad Politécnica de Valencia. España. Consultado en <https://riunet.upv.es/handle/10251/16285>

Frutis, I. y Huidobro, M. 2013. Micología Básica. Manual Teórico Práctico. 2ª ed. Universidad Autónoma de México. México. pp. 220.

Fry, W. y Grünwald, N. 2010. Introducción a los Oomicetos. The Plant Health Instructor. DOI:10.1094/PHI-I-2010-1207-01. Consultado en https://www.google.com/search?client=firefox-b-d&sxsrf=ALeKk01P2Mp5_NWIKbK4bZQzeOtYOCeCJw%3A1605846225730&ei=0US3X4SCLi2w5wKyupe4Cg&q=Fry%2C+W.+y+Gr%C3%BCnwald%2C+N.+2010.+Introducci%C3%B3n+a+los+Oomicetos.+&oq=Fry%2C+W.+y+Gr%C3%BCnwald%2C+N.+2010.+Introducci%C3%B3n+a+los+Oomicetos.+&gs_lcp=CgZwc3ktYWIQAzoHCCMQ6glQJ1DiEFjiEGC9F2gBcAB4AIAB-gKIAfoCkgEDMy0xmAEAoAEB0AECqgEHZ3dzLXdperABCsABAQ&scient=psy-ab&ved=0ahUKEwjEruSuo5DtAhUN2FkKHTLdBacQ4dUDCAw&uact=5

Galan, C., Nieto, M., Vera, C. 2010. Recubrimiento de microorganismos (Mycetozoa) y espeleotemas en una cueva en caliza jurásica de la cuenca del río Leizarán (Gipuzkoa, País Vasco). España. Consultado en http://www.aranzadi.eus/wpcontent/files_mf/1298045129LEIZARAN.Mycetozoa.pdf

García, M., Sánchez, R. 2012. Estudio de la concentración fúngica aérea de los depósitos del archivo Municipal de Cárdenas, Cuba. Revista de la Sociedad Venezolana de Microbiología 32 (1): 37-43.

García, N., Araujo, I., Fernández, M., Salcedo, W., Cárdenas, C., Fernández, J., Herrera, L., Yabroudi, S., Angulo, N. 2005. Calidad microbiológica y fisicoquímica del aire en tres laboratorios de la facultad de Ingeniería de la Universidad de Zulia, Venezuela. Revista Ciencia 13 (2): 182-192.

Garnica, M., Rocha, M., Bautista, R., Franco, R. 2012. *Cladosporium* sp. El paciente quemado. Revista del Hospital Juárez de México 79 (4): 271-272.

Gimeno, A. 2002. Los Hongos y las Micotoxinas en la alimentación Animal; Conceptos, Problemas, Control y Recomendaciones. Consultado en <https://www.engormix.com/micotoxinas/articulos/los-hongos-micotoxinas-alimentacion-t26085.htm>

Godeas, A. y Arambarri, A. 2007. Hifomicetes lignícolas de Tierra del Fuego (Fungi, Fungi Imperfecti, Hyphomycetales). Boletín de la Sociedad Argentina de Botánica 42 (1-2): 59-69.

Gómez, J. 1994. Clave determinativa de las especies del género *Penicillium*. Universidad de Murcia. España. pp. 132.

Google. (s.f.). Universidad Autónoma de Chiriquí. Recuperado el 18 de diciembre del 2020 de <https://earth.google.com/web/search/Universidad+Aut%c3%b3noma+de+Chiriqu%>

c3%ad,+Calle+De+la+Unachi,+David/@8.4314849,-
82.4502259,33.48189554a,1043.76894822d,35y,0h,45t,0r/data=CggBGn4SeAoIM
Hg4ZmE1OWQ5NWE2M2NmMDEzOjB4M2IxNDcyMWZiMzU0NzlmNRmHb7yW6
9wgQCH6E0uA0JxUwCo9VW5pdmVyc2lkYWQgQXV0w7Nub21hIGRIIENoaXJpc
XXDrSwgQ2FsbGUgRGUgbGEgVW5hY2hpLCBEYXZpZBgCIAEiJgokCeWli1TK
WzRAEeWli1TKWzTAGW37mDY1dkbAISKW0puZW2LAKAI

Granda, E. 2011. Evaluación del efecto de la presencia de hongos en la calidad del aire como causa del Síndrome del Edificio Enfermo en las edificaciones antiguas de la Pontificia Universidad Católica del Ecuador. Proyecto de Investigación. Pontificia Universidad Católica del Ecuador. Ecuador. pp. 98.

Hayleeyesus, S., Manaye, A. 2014. Microbial quality of indoor air in University libraries. Asian Pacific Journal of Tropical Biomedicine 4 (1): S312-7.

Herrera, K., Cobar, O., Barrios, R., Pierola, K., Chamalé, W., Rosales, C., Quan, J., Fuentes O., de León, C., Reyes, J., Abdo, J. 2013. Evaluación de la contaminación del aire por hongos microscópicos en el herbario de la Universidad de San Carlos de Guatemala, Index Seminum y la sección de macrohongos del Herbario de Biología de Guatemala. Revista Científica de la Facultad de Ciencias Químicas y Farmacia 23 (1): 26-37.

Herrera, K., Cobar, O., Barrios, R., Pierola, K., Chamalé, W., Rosales, C., Quan, J., Moreno, M., Paxtor, J., Maas, J. 2015. Evaluación de la contaminación del aire por hongos microscópicos en dos colecciones biológicas y dos museos de la ciudad de

Guatemala. Revista Científica de la Facultad de Ciencias Químicas y Farmacia 25 (2): 43-58.

Houbraken, J., Frisvad, J., Samson, R. 2010. Taxonomy of *Penicillium* and related species. Fungal Diversity 44: 117-133.

ISO/IEC 17025: 2017(es). Consultado en <https://iso.org>.

Jiménez, M. 2004. Microhongos productores de sustancias antibióticas y sustancias citotóxicas y genotóxicas para la línea celular de Fibrosarcoma HT-1080. Universidad de los Andes. Tesis de Maestría. Facultad de Ciencias. Departamento de Ciencias Biológicas. Bogotá, Colombia. pp. 120.

Khan, H. y Karuppayil, M. 2012. Contaminación fúngica de ambientes interiores y su manejo. Saudi Journal of Biological Sciences 19: 405-406.

Klanova, K. 2000. The concentrations of mixed populations of fungi indoor air: rooms with and without mould problems, rooms with and without health complaints. Center European Journal of Public Health 8 (1): 59-61.

Kuhar, F., Castiglia, V., Papinutti, L. 2013. Reino Fungi: morfología y estructura de los hongos. Revista Boletín Biológico 28 (7): 11-18.

Leslie, J., Summerell, B. 2006. The Fusarium Laboratory Manual. Oxford: Blackwell Publishing Ltd. pp. 388.

López, A. 2010. Especies fúngicas micotoxigénicas en productos cárnicos embutidos secos. Tesis de Pregrado. Facultad de Ciencias Agrarias. Universidad del Mar del Plata. Argentina.

Lurá, M., Fuentes, M., Cabagna, M., González, A., Nepote, A., Giugni, M., Rico, M., Latorre, M. 2001. Actividad de metabolitos de *Penicillium citrinum* sobre ratones *Mus musculus*. Revista Iberoamericana de Micología 18: 183-186.

Macías, M. 2020. *Alternaria*: Alteraciones poscosecha en frutas. Tesis de Maestría. Escuela de Ingenierías Agrarias. Universidad de Extremadura. España. pp. 71.

Madigan, M., Martinco, J., Bender, K., Buckley, D., Sthal, D. 2015. Brock. Biología de los Microorganismos. 14ª ed. Pearson Educación, S.A. España. pp. 71.

Margalef, R. 1956. Información y densidad específica en las comunidades de organismos. Investigación Pesquera 3: 99 -106.

Marín, C. 2018. Conceptos fundamentales en ecología de hongos del suelo: una propuesta pedagógica y de divulgación. Boletín Micológico 33 (1): 32-56.

Martín, C., Gonzalez, A., Blanco, M. 2004. Tratamientos biológicos de suelos contaminados: contaminación por hidrocarburos. Aplicaciones de hongos en tratamientos de biorecuperación. Revista Iberoamericana de Micología 21: 103-120.

Martínez, C., Balcázar, E., Dantán, E., Folch, J. 2008. Celulasas fúngicas: aspectos biológicos y aplicaciones en la industria energética. Revista Latinoamericana de Microbiología 50 (3)(4): 119-131.

Martínez, E. 2009. Selección de hongos entomopatógenos para el control biológico de Áfidos (*T. citricida*) de Coclé. Tesis de Maestría. Universidad de Panamá, Panamá. pp. 62.

Martínez, L., Caro, C., Bonifaz, A. 2014. Infecciones por Fusarium. Dermatología Revista Mexicana 58: 432-442.

Martínez, M., Pitti, F., Delgado, B., Ledezma, A. 2018. Plan de desarrollo Institucional. Universidad autónoma de Chiriquí. pp 257.

Méndez, A., Contreras, J. Lara, F., Rodríguez, R., Aguilar, C. 2007. Producción fúngica de un pigmento rojo empleando la cepa xerofílica *Penicillium purporogenum* G-H2, por estrés oxidativo. Revista Mexicana de Ingeniería Química 6 (3): 267-273.

Méndez, P., Camacho, S., Echeverry, H. 2015. Identificación de Bacterias y Hongos en el aire de Neiva, Colombia. Revista Salud Pública 17 (5): 728-737.

Mendoza, N. 2006. Penicilina. Revista de la Facultad de Medicina UNAM 49 (4): 169-171.

Moctezuma, Z., Domínguez, E., Ramírez, M., Acosta, R., Cárdenas, G., Fragoso, M. Esperanza, L. 2015. Aislamiento de Hongos alérgenos en una biblioteca universitaria. Acta Universitaria 25 (1): 32-38.

Molina, A y Borrego, S. 2017. Hongos alérgicos viables en un depósito documental del Archivo Nacional de Cuba. Revista Alergia México 64 (1): 40-51.

Navi, S., Bandyopadhyay, R., Hall, R., Bramel, P. 1999. Una guía ilustrada para la identificación de hongos del moho en el grano del sorgo. Instituto Internacional de Investigación de cultivos para los Trópicos Semiáridos. pp. 68.

Nelson, P., Toussoum, T., Marasas, W. 1983. *Fusarium* especies. An illustrated manual for identification. University Park: University Press. Pennsylvania State. pp. 206.

Neninger, H., Hidalgo, E., Barrios, L., Pueyo, M. 2003. Hongos presentes en semillas de arroz (*Oryza sativa* L) en Cuba. *Fitosanidad* 7 (3): 7-11.

Nevarez, L., Vasseur, V., Le Madec, A., Le Bras, A., Coroller, L., Leguérinel, L., Barbier, G. 2009. Physiological Traits of *Penicillium glabrum* strain LCP 08.5568, a filamentous fungus isolated from bottled aromatised mineral water. *International Journal of Food Microbiology* 130 (3): 166-171.

Ochoa, J., Hernández, L., Latisnere, H., León, J., Larralde, C. Aislamiento e identificación de hongos patógenos de naranjas *Citrus sinensis* L. Osbeck, cultivada en Baja California Sur, México. *Ciencia y Tecnología Alimentaria* 5 (5): 352-359.

Organización Mundial de la Salud (OMS). 2018. Micotoxinas datos y cifras. Consultado en <https://www.who.int/es/news-room/fact-sheets/detail/mycotoxins>

Organización Mundial de la Salud (OMS). 2018. Resumen sobre inocuidad de los alimentos. Departamento de Inocuidad de los alimentos y zoonosis. Consultado en <https://www.who.int/foodsafety/about/es/>

Ortiz, M. 2010. Evaluación preliminar de la abundancia de hongos lignolíticos cultivables y su actividad peroxidasa, obtenidos a partir de suelos con diferentes usos agrícolas en zona rural de Villavicencio. *Revista Orinoquia* 14 (1): 171-177.

Ortiz, M., Alatorre, R., Valdivia, R., Ortiz, A., Medina, R., Alejo, G. 2011. Efecto de la Temperatura y Humedad Relativa sobre el desarrollo de los hongos entomopatógenos. *Revista Biociencias* 1 (2): 42-53.

Patiño, B., Vázquez, C. 2009. Técnicas básicas de Microbiología. Observación de hongos filamentosos. *Reduca. Serie Microbiología* 2 (4): 1-15.

Pérez, E., Bernal, A., Milanés, P., Sierra, Y., Leiva, M., Marín, S., Monteagudo, O. 2018. Eficiencia de *Trichoderma harzianum* (Cepa a-34) y sus filtrados en el control de tres enfermedades fúngicas foliares en arroz. *Revista Bioagro* 30 (1): 17-26.

Piepenbring, M. 2015. Introducción a la Micología de los Trópicos. The American Phytopathological Society. E.U. pp. 366.

Pitt, J. y Hocking, A. 1999. Hongos y deterioro de los alimentos. 2ª Edi. Gaithersburg, Md: Publicaciones Aspen. pp. 519.

Pla, L. 2006. Biodiversidad: Inferencia basada en el Índice de Shannon y la riqueza. *Interciencia* 31 (8): 583-590.

Ponton, J., Moragues, M., Gené, J., Guarro, J., Quindós, G. 2002. El Reino de los Hongos. *Revista Iberoamericana de Micología*. 1ra Edición. España. pp. 45.

Quintero, J., Feijoo, G., Lema, J. 2006. Producción de Enzimas ligninolíticas con hongos basidiomicetos cultivados sobre materiales lignocelulósicos. VITAE 13 (2): 61-67.

Raya, M., Sanchez, A., García, O., Galindo, M., Rodriguez, R., Peña, K. 2018. Aislamiento, caracterización y patogenicidad de hongos causantes de la muerte del Nogal Negro Americano (*Juglans nigra* L). Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas 9 (5): 1061-1066.

Ríos, Y. 2011. La Aeromicología y su importancia para la medicina. Revista Medico Científica 24 (2): 28-42.

Rivera, J., Sánchez, J., Ortiz, G., Barahona, C. 2009. Monitoreo bacteriológico en el interior de un edificio. Sociedad Científica de Estudiantes de Medicina de la UCV. Acta Científica Estudiantil 7 (1): 4-7.

Rocabado, D. 2011. Los Hongos. Bolivia ecológica 62. pp. 20.

Rojas, V., Martin, M., Quinzada, M. 2000. Aflatoxinas en maíz recién cosechado en Panamá. Revista Médica de Panamá 25: 4-7.

Romero, O., Huerta, M., Damián, M., Dominguez, F., Arellano, D. 2009. Características de *Trichoderma harzianum* como agente limitante en el cultivo de hongos comestibles. Revista Colombiana de Biotecnología 11 (2): 143-151.

Rosa, C., Jindamorakot, S., Limtong, S., Nakase, T. 2009. Synonymy of the yeast genera *Moniliella* and *Trichosporonoides* and proposal of *Moniliella fonsecae* sp.

nov. And five new species combinations. *International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology* 59 (2): 425-9.

Ruiz, O., Palma, K. 2002. Inhibición de *Aspergillus niger*, en la producción de Aflatoxinas B. *Universidad de Panamá. Tecnociencia* 4 (2): 127-139.

Sabariago, S., Díaz, C., Sánchez, F. 2004. Estudio aerobiológico de los conidios de *Alternaria* y *Cladosporium* en la atmósfera de la ciudad de Almeria (Se de España). *Revista Iberoamericana de Micología* 21: 121-127.

Salmerón, I., Pedraza, M., Mendoza, L., Chávez, A. 2015. Cronología de la Taxonomía y Cladista de los Glomeromicetos. *Revista Fitotecnia Mexicana* 38 (2): 153-156.

Samson, R., Houbraken, J., Thrane, U., Frisvad, J., Andersen, B. 2010. *Food and Indoor Fungi. Laboratory Manual Series.* CBS-KNAW Fungal Biodiversity Centre, Utrecht, The Netherlands. pp. 390.

Sánchez, E., Almaguer, M. 2014. Aeromicología y Salud Humana. *Revista Cubana de Medicina Tropical* 66 (3): 322-337.

Sánchez, J., Marquez, L., Leal, L., Fernandez, S. 2007. Los Hongos fundamentales en la productividad del suelo. Instituto de Investigaciones Químico-Biológicas. Universidad Microbiana de San Nicolas de Hidalgo. México. pp. 13.

Serrat, C., Magraner, J., Guna, R., Domínguez, V., Gerrero, A., Borrás, R. Sin año. *Penicillium marneffe* y peniciliosis. Laboratorio de Microbiología, Hospital de la

Marina Alta, Denia, Alicante, España. Control Calidad SEIMC. Consultado en <https://www.seimc.org/contenidos/ccs/revisionestematicas/micologia/Pmarneff.pdf>

Singh, R., Gaur, R., Bansal, S., Biswas, P., Pandey, P., Jamal, F., Tiwari, S., Gaur, M. 2015. *Aureobasidium pullulans*. An Industrially important pullulan producing Black Yeast. International Journal of Current Microbiology and Applied Sciences 4 (10): 605-622.

Solís, E. 2011. Estudio Micológico del aire en áreas ocupacionales y exterior del Laboratorio de investigación en productos naturales ubicado en el edificio T-10 en la Ciudad Universitaria en zona 12 y el laboratorio ubicado en la zona 1 del Centro de Información y Asesoría Toxicológica del departamento de Toxicología de la facultad de Ciencias Químicas y Farmacia de la Universidad de San Carlos, Guatemala. Tesis de Pregrado. Universidad de San Carlos de Guatemala. Guatemala. pp. 84.

Somarriba, E. 1999. Diversidad Shannon. Agroforestería en las Américas 6 (23): 72-74.

Soto, T., García, R., Franco, A., Soler, J., Cansado, J., Gacto, M. 2009. Indoor Airborne microbial load in a Spanish University. Annales de Biología 31: 109-15.

Subero, L. 2001. Los Hongos: su morfología, reproducción y fisiología. pp. 46.

Tipán, C. 2016. Evaluación del crecimiento del Hongo *Pleurotus ostreatus* con el uso de un sustrato de rastrojo de Maíz con composición variable de papel. Tesis de

Pregrado. Escuela Politécnica Nacional. Facultad de Ingeniería Química y Agroindustria. Quito, Ecuador. pp. 90.

Tolosa, D., Lizarazo, I., Blanco, J. 2012. Concentración y composición microbiana en el ambiente de la biblioteca central Jorge Palacios Preciado de la Universidad Pedagógica y Tecnología de Colombia. *Actualidades Biológicas* 34 (97): 241-252.

Trombete, F., Saldanha, T., Direito, G., Fraga, M. 2013. Aflatoxinas y Tricotecenos en trigo y derivados, incidencia de la contaminación y métodos de determinación. *Revista Chilena de Nutrición* 40 (2): 181-188.

Ulloa, M., Hanlin, R. 2001. *Illustrated Dictionary of Mycology*. The American Phytopathological Society. 2ª ed. 2001. United States of America. pp. 446.

Underwood, E. 1992. Ecology of microorganisms as it affects the pharmaceutical industry. En: Hugo, W. and Russell, A. *Pharmaceutical Microbiology*. 5ª ed. Ed. Blackwell Scientific Publication, London. pp. 524.

Wang, Q., Theelen, B., Groenewald, M., Bai, F., Boekhout, T. 2014. *Moniliellomycetes y Malasseziomycetes, dos nuevas clases en Ustilagomycotina*. *Persoonia* 33: 41-47.

Weili, D., Johanning, E., Yang, C. 2016. Airborne fungi and Mycotoxins. *Manual of Environmental Microbiology*. 4ª Ed. American Society of Microbiology. pp. 1088.

Werth, B. 2018. Cefalosporinas. *Manual MSD. Versión para profesionales*. Escuela de Farmacia, Universidad de Washington. Estados Unidos. Consultado en

<https://www.msdmanuals.com/es/professional/enfermedades-infecciosas/bacterias-y-f%C3%A1rmacos-antibacterianos/cefalosporinas>

Werth, B. 2018. Penicilinas. Manual MSD. Versión para profesionales. Escuela de Farmacia, Universidad de Washington. Estados Unidos. Consultado en <https://www.msdmanuals.com/es/professional/enfermedades-infecciosas/bacterias-y-f%C3%A1rmacos-antibacterianos/penicilinas>

Wirth, A., Pacheco, F., Toma, N., Valiati, V., Tutikian, V., Gómez, I. 2019. Análisis sobre el crecimiento de hongos en diferentes revestimientos aplicados a sistemas ligeros. Revista Ingeniería de Construcción 34 (1): 5-14.

World Health Organization. 2009. Guidelines for indoor air quality: dampness and mould. pp. 228. Consultado en <https://www.who.int/airpollution/guidelines/dampness-mould/en/>