

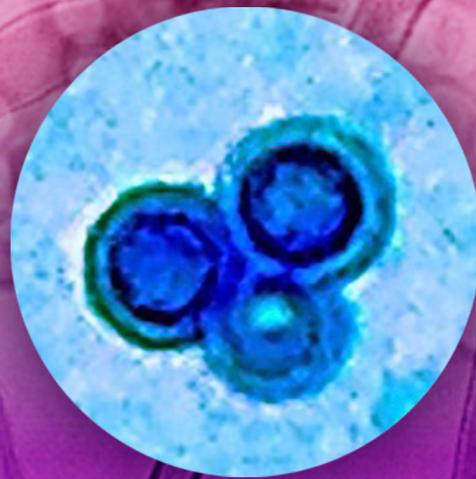
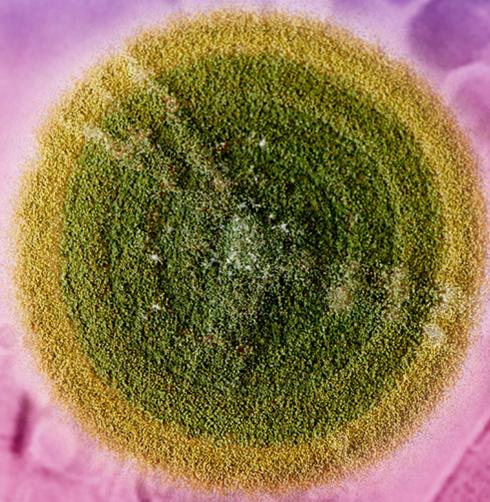
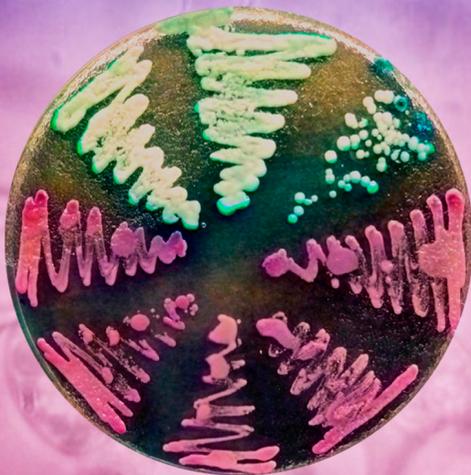


Universidad Nacional Autónoma de México
Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia

Centro de Enseñanza, Investigación y Extensión en Producción Animal en Altiplano

Micología Veterinaria

Generalidades y descripción de géneros micóticos



Autoras:
Holda Mónica Beltrán Izazola
Carolina Segundo Zaragoza

Proyectos PAPIME
● PE 206819
● PE 205522



Directorio

Universidad Nacional Autónoma de México

Dr. Leonardo Lomelí Vanegas
Rector

Dra. Patricia Dolores Dávila Aranda
Secretaria General

Mtro. Hugo Alejandro Concha Cantú
Abogado General

Mtro. Tomás Humberto Rubio Pérez
Secretario Administrativo

Dra. Diana Tamara Martínez Ruiz
Secretaria de Desarrollo Institucional

Lic. Raúl Arcenio Aguilar Tamayo
*Secretario de Prevención, Atención
y Seguridad Universitaria*

Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia

Dr. Carlos G. Gutiérrez Aguilar
Director

Dr. José Luis Dávalos Flores
Secretario General

L.C. Enrique López Martínez
Secretario Administrativo

M. en C. Mariano Hernández Gil
Secretario de Vinculación y Proyectos Especiales

MVZ Miguel Ángel Cuevas Díaz
Jefe del Departamento de Publicaciones

MVZ Enrique Basurto Argueta
*Jefe del Departamento de Diseño Gráfico
y Editorial*

Micología Veterinaria

Generalidades y descripción
de géneros micóticos



Holda Mónica Beltrán Izazola
Carolina Segundo Zaragoza



Universidad Nacional Autónoma de México
Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia

Micología Veterinaria

Generalidades y descripción
de géneros micóticos



Primera edición, 1 de octubre de 2024.

DR© 2024 UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO.

Ciudad Universitaria, Coyoacán, 04510, Ciudad de México.

ISBN: 978-607-30-9526-6

Esta edición y sus características son propiedad de la Universidad Nacional Autónoma de México.



Prohibida la reproducción total o parcial por cualquier medio, sin la autorización escrita del titular de los derechos patrimoniales.

Derechos de autor

El Comité Editorial de la FMVZ de la UNAM agradece a la **Dra. María de Lourdes Villa Tanaca** del Departamento de Microbiología, Escuela Nacional de Ciencias Biológicas del Instituto Politécnico Nacional, su colaboración por la revisión técnica de la presente obra.

Esta edición se realizó gracias al apoyo de la Dirección General de Asuntos del Personal Académico (DGAPA) de la UNAM a través de los proyectos PAPIME PE 206819 y PE 205522.

Hecho en México



Contenido

Abreviaturas.....	9
Presentación.....	10
Introducción.....	12
I. GENERALIDADES.....	14
1. Los hongos.....	14
Definición.....	15
Estructura.....	16
Clasificación del micelio.....	16
2. Micosis en animales.....	18
Micosis superficiales o cutáneas.....	19
Micosis subcutáneas.....	19
Micosis sistémicas.....	20
Otras afecciones micóticas.....	20
Micotoxicosis.....	21
3. Obtención, conservación y transporte de muestras clínicas para el diagnóstico micológico.....	22
4. Aislamiento e identificación de hongos filamentosos y levaduriformes.....	27
4.1 Examen microscópico directo.....	28
a) Con hidróxido de potasio (KOH) al 20%.....	28
b) Con tinción de Gram.....	30



4.2 Aislamiento	31
Medios de cultivo	31
Métodos de siembra	34
Ejemplos de siembra a partir de muestras clínicas.....	36
Ejemplos de primocultivos	37
4.3 Pruebas de identificación de hongos	40
4.3.1 Hongos filamentosos	40
a) Características del cultivo.....	41
b) Tinción con azul de lactofenol.....	41
c) Estructuras de identificación.....	42
Arthroconidios.....	42
Microconidios y macroconidios	43
Clamidoconidios	45
Esporangioconidios.....	46
Cabeza conidial.....	46
Dictioconidios.....	47
Aneloconidios	48
d) Microcultivo de Ridell o cultivo en lámina.....	48
e) Otras pruebas de identificación	49
Perforación <i>in vitro</i> de pelo.....	49
Producción de ureasa	50
4.3.2 Hongos levaduriformes	50
a) Características del cultivo.....	51
b) Estructuras de identificación.....	52
Blastoconidios	52
Blastoconidios capsulados.....	53
Pseudohifa	53
Clamidoconidios	53
Tubo germinal.....	55



c) Características bioquímicas y fisiológicas	55
Producción de ureasa	55
Sensibilidad a 0.1% de cicloheximida	56
Producción de película en caldo Sabouraud	57
Tolerancia a pH ácido	58
Desarrollo a 37°C y otras temperaturas	58
Asimilación y fermentación de carbohidratos	59
Sistemas comerciales para la identificación de levaduras	60

II. DESCRIPCIÓN DE GÉNEROS MICÓTICOS

1. Hongos filamentosos	66
<i>Alternaria</i> spp.	67
<i>Aspergillus</i> spp.	71
<i>Bipolaris</i> spp.	102
<i>Cladosporium</i> spp.	107
<i>Fusarium</i> spp.	111
<i>Geotrichum</i> spp.	118
<i>Lichtheimia</i> spp. (<i>Absidia</i> spp.)	123
<i>Microsporum</i> spp.	128
<i>Mucor</i> spp.	140
<i>Penicillium</i> spp.	146
<i>Rhizomucor</i> spp.	161
<i>Rhizopus</i> spp.	166
<i>Scopulariopsis</i> spp.	170
<i>Trichophyton</i> spp.	175



■ 2. Hongos levaduriformes	191
<i>Candida</i> spp.	192
<i>Cryptococcus</i> spp.	220
<i>Malassezia</i> spp.	227
<i>Rhodotorula</i> spp.	231
<i>Trichosporon</i> spp.	235
■ 3. Hongos dimórficos	240
<i>Blastomyces</i> spp.	241
<i>Coccidioides</i> spp.	244
<i>Histoplasma</i> spp.	247
■ Conclusiones	251
■ Referencias	253
Cuadros	281
Figuras	283



Abreviaturas

Abreviatura	Significado
ADP	Agar dextrosa papa
ADS	Agar dextrosa Sabouraud
ALT	Altenueno
AME	Éter monometílico de alternariol
AOH	Alternariol
°C	Grados centígrados
CD	Czapek dox
CO ₂	Dióxido de carbono
DMSO	Dimetil sulfóxido
d	Días
DTM	Dermatophyte Test Medium
g	Gramos
h	Horas
KOH	Hidróxido de potasio
ml	Mililitros
µm	Micrómetros
MVZ	Médico Veterinario Zootecnista
pH	Potencial de óxido reducción
spp	Especies
TA	Ácido tenuazónico



Presentación

Esta primera edición de micología está dirigida al sector médico en general y en particular a los estudiantes de Medicina Veterinaria interesados en conocer la información disponible al momento en torno a las principales afecciones en animales producidas por hongos, con la descripción de sus principales características que permiten su identificación en el laboratorio. El contenido del libro está organizado en dos partes:

I. *Generalidades*: incluye los conceptos básicos, las micosis más frecuentes que se presentan en los animales domésticos; y encontraremos información acerca de la obtención, conservación y transporte de muestras clínicas, además de los métodos de aislamiento e identificación de hongos filamentosos y levaduriformes.

II. *Descripción macroscópica y microscópica de los tres grupos principales de hongos de interés veterinario*: hábitat, relevancia clínica, especies micóticas frecuentes, especies animales afectadas, desarrollo colonial y estructuras de identificación.

HONGOS FILAMENTOSOS: *Alternaria*, *Aspergillus*, *Bipolaris*, *Cladosporium*, *Fusarium*, *Geotrichum*, *Lichtheimia*, *Microsporum*, *Mucor*, *Penicillium*, *Rhizomucor*, *Rhizopus*, *Scopulariopsis* y *Trichophyton*.



HONGOS LEVADURIFORMES: *Candida*, *Cryptococcus*, *Malassezia*, *Rhodotorula* y *Trichosporon*.

HONGOS DIMÓRFICOS: *Blastomyces*, *Coccidioides* e *Histoplasma*.

Este libro académico mantiene una estrategia didáctica que consiste en combinar texto con cuadros, procurando destacar la información más relevante acompañado de imágenes de excelente calidad, con la finalidad de brindar un amplio panorama de la Micología Veterinaria. De forma concisa y clara se presenta de manera accesible el complejo mecanismo de desarrollo que tienen los hongos, en la búsqueda de comprender su correlación e importancia clínica.

La mayor parte de información en micología describe a los hongos que causan daño en los humanos, siendo escasa la referencia bibliográfica sobre hongos de interés veterinario, lo que motivó y entusiasmó a las autoras para escribir el presente libro, no hay mejor manera de favorecer el proceso de enseñanza-aprendizaje que tener una referencia de consulta para egresados del área de ciencias biológicas y de la salud, tanto de la UNAM como de otras universidades.

Ciudad Univesitaria, 25 de julio de 2024.

MVZ. Holda Mónica Beltrán Izazola.

Dra. Carolina Segundo Zaragoza.

Autoras.



Introducción

Los hongos son organismos eucariontes macroscópicos y microscópicos, ampliamente distribuidos en la naturaleza y con diversas funciones biológicas. En general, los hongos microscópicos con potencial de causar daño a los animales son filamentosos (pluricelulares) o levaduriformes (unicelulares). Los agentes micóticos pueden ocasionar micosis o micotoxicosis, tanto a los animales de compañía como a los animales domésticos destinados a algún fin zootécnico.

Los animales de compañía pueden ser una fuente de contagio para otros animales y en el humano debido al carácter zoonótico de ciertos hongos. En los animales destinados a la producción, sirve considerar además del impacto en su salud, el impacto económico en la calidad y cantidad de sus productos. El diagnóstico adecuado de una afección por hongos en los animales ayuda a instaurar un correcto tratamiento y en muchos de los casos implementar medidas de prevención.

Para un correcto diagnóstico micológico en animales se requiere tener una buena muestra clínica, colectada a partir de las lesiones observadas en los animales que presentan signos evidentes. Es esencial tanto la toma de la muestra como los métodos de conservación y transporte de la misma, para garantizar la viabilidad de los microorganismos involucrados en el proceso infeccioso. El diagnóstico micológico tradicional requiere de una muestra clínica adecuada y el aislamiento correcto para la

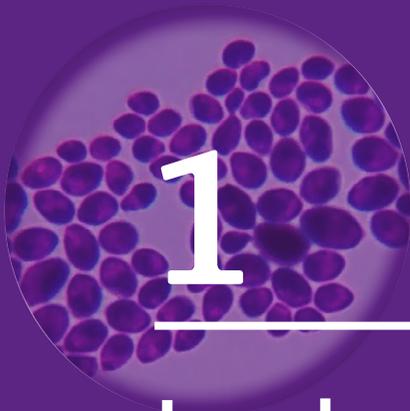


identificación del agente causal. Los métodos de identificación de los hongos se basan en sus características morfológicas y bioquímicas. El primer paso incluye una observación directa microscópica de la muestra clínica, seguida del cultivo en los medios utilizados para el primoaislamiento de los hongos. Determinar el género y la especie, en los hongos filamentosos se basa en sus características morfológicas, mientras que en los hongos levaduriformes se consideran adicionalmente las características bioquímicas.

En los apartados siguientes se presenta la información más reciente de los principales hongos, su incidencia y las enfermedades que afectan a los animales de compañía y de producción. Se incluye además una serie de material gráfico orientado a esclarecer, apoyar y explicar tanto la morfología como la fisiología de los hongos, principalmente fotografías representativas a nivel microscópico.



I. GENERALIDADES



1

Los hongos



1. Los Hongos

Definición

Los hongos biológicamente se definen como organismos eucariotas, heterótrofos, con reproducción sexual y asexual, núcleos organizados, membrana nuclear definida, mitocondrias, retículo endoplásmico y aparato de Golgi^{1,2,3}. La membrana celular contiene una gran cantidad de esteroides, propiedad que marca su diferencia con otros organismos eucariotas^{1,3,4}. Con relación a su pared celular, químicamente se conforma de 80 a 90% de polisacáridos, el resto son proteínas y lípidos¹. Los principales polisacáridos que están presentes son: quitina (polímeros de N-acetil glucosamina), celulosa, glucosa y manosa, los cuales confieren rigidez y son de importancia taxonómica y en las propiedades antigénicas de estos organismos^{1,2,5}.

Entre los grupos de interés, se encuentran los hongos: a) ornamentales, b) alucinógenos, c) alimenticios, d) de uso industrial, e) tóxicos y f) patógenos³. Los hongos patógenos son relevantes en medicina veterinaria porque afectan tanto a los animales de compañía como a los animales de producción que pueden ocasionar enfermedades digestivas, abortos, mastitis, dermatomicosis o micosis sistémicas, entre otros padecimientos¹.



Estructura

La unidad estructural de los hongos es la hifa, la cual es un tubo de longitud variable formado por una pared celular rígida en la cual fluye el protoplasma^{2,6}. Las hifas por su origen se dividen en:

- a) Hifas verdaderas: se forman a partir de la germinación de un conidio o espora de los hongos filamentosos^{2,6}.
- b) Pseudohifas: se forman por gemación de los hongos levaduriformes, originando a los blastoconidios, los cuales no se desprenden de la célula madre y forman elongaciones, dando lugar a una estructura similar a la hifa verdadera, regularmente se forman cuando el medio nutricional es pobre^{2,6}.

Cuando las hifas se desarrollan y ramifican dan lugar al micelio, es decir, cuando se forma a partir de hifas verdaderas de los hongos filamentosos que para el caso de las levaduras recibe el término de pseudomicelio^{2,6}.

Clasificación del micelio

El micelio está clasificado con base en sus características microscópicas y macroscópicas, permitiendo así la identificación del hongo³.

- Función:
 - ▶ Reproductivo o aéreo, contiene las estructuras de reproducción de los hongos^{2,3,6}.



- ▶ Vegetativo o de nutrición, dado que el hongo absorbe y transforma los nutrientes del medio donde se encuentra^{2,3,6}.

- Forma:
 - ▶ Filamentoso: pluricelular^{2,3,4,6}.
 - ▶ Levaduriforme: unicelular^{2,3,4,6}.
 - ▶ Dimórfico: unicelular-pluricelular^{3,4,6}.

- Diámetro de la hifa:
 - ▶ Macrosifonado: hifas con un diámetro mayor a una micra^{2,3}.
 - ▶ Microsifonado: hifas con un diámetro menor a una micra^{2,3}.

- Presencia o ausencia de pigmento:
 - ▶ Hialino: blanco o incoloro^{2,3,6}.
 - ▶ Dematiáceo, fuliginoso o melánico: café oscuro^{2,3,6}.
 - ▶ Carotenoide: amarillo a rojo³.

- Presencia o ausencia de septos:
 - ▶ Septado: aquel cuyas hifas presentan tabiques transversales denominados septos^{2,3,6}.
 - ▶ No septado o cenocítico: cuyas hifas carecen de tabiques o septos^{2,3,6}.



2

Micosis en animales



2. Micosis en animales

Las micosis se definen como la infección causada por hongos patógenos^{1,3}. Las principales vías de entrada de los hongos al hospedero son: cutánea, respiratoria, oral y genital^{1,6}. Se clasifican de acuerdo con la zona anatómica afectada. A continuación se describen las más frecuentes:

Micosis superficiales o cutáneas

Los hongos tienen como principal vía de entrada el tejido queratinizado como son, piel, pelo, uñas, cuernos, pezuñas y cascos^{1,3}.

Ejemplos:

- Dermatomicosis: *Trichophyton* spp., *Microsporum* spp., *Chrysosporium* spp. y *Malassezia* spp.⁷
- Oculomicosis o queratitis micótica: *Aspergillus fumigatus*, *Fusarium solani*, *Candida* spp., *Curvularia* spp. o *Geotrichum candidum*^{1,8,9}.
- Otitis micótica: *Malassezia* spp.⁹

Micosis subcutáneas

Los hongos entran en la piel lesionada y pueden llegar a afectar órganos o tejidos^{1,3,10,11}.



Ejemplos:

- Esporotricosis: complejo *Sporothrix schenckii*, *S. brasiliensis* o *S. globosa*.

Micosis sistémicas

A diferencia de las micosis cutáneas y subcutáneas, las micosis sistémicas tienen otras vías de acceso al huésped, como son la respiratoria (la más común), la oral y la genital. Siendo la más común, la vía respiratoria^{1,10,11}.

Ejemplos de estas micosis:

- Coccidioidomicosis: *Coccidioides immitis*, *C. posadasii*.
- Histoplasmosis: *Histoplasma capsulatum*.
- Blastomicosis: *Blastomyces dermatitidis*.
- Candidosis: *Candida* spp.
- Criptococosis: *Cryptococcus neoformans*, *C. gattii*.
- Zigomicosis: *Rhizopus*, *Lichtheimia (Absidia)*, *Mucor*, *Rhizomucor*.
- Aspergilosis: *Aspergillus* spp.

Otras afecciones micóticas

- Abortos: *Aspergillus* spp., *Candida* spp. y Zygomycetos o Mucorales¹².
- Mastitis: *Candida* spp., *Cryptococcus neoformans*, *Aspergillus fumigatus*, *A. terreus*, *Penicillium* spp., *Mucor* spp., *Rhizopus* spp., *Geotrichum candidum*, *Trichosporon* spp.^{12,13}.



Micotoxicosis

Se trata de una afección causada por micotoxinas (metabolitos secundarios), producida por ciertos hongos que están presentes en los alimentos que consumen los animales^{1,14}.

Algunos de los principales géneros productores de micotoxinas son:

- *Aspergillus*
- *Fusarium*
- *Penicillium*
- *Alternaria*
- *Helminthosporium*
- *Cladosporium*
- *Chaetomium*



3

Obtención, conservación y transporte de muestras clínicas para el diagnóstico micológico



3. Obtención, conservación y transporte de muestras clínicas para el diagnóstico micológico

La realización de un correcto diagnóstico micológico requiere de una muestra clínica representativa de la zona de la lesión, lo cual se logra siguiendo un adecuado y sistemático método de obtención, conservación y transporte de la muestra^{15,16} (Cuadro 1).

Cuadro 1

Obtención, conservación y transporte
de muestras para diagnóstico micológico.

Tipo de muestra	Obtención	Conservación y transporte	Viabilidad
Alimento (concentrado, ensilado, granos, henificados, croquetas)	<ul style="list-style-type: none">10 a 50 g para el aislamiento del hongo.Las micotoxinas no se encuentran en la misma concentración en todo el alimento, por lo que se recomienda tomar pequeñas muestras de varias partes del alimento (submuestras).Se combinan todas las submuestras en una sola muestra y se toman 100 g.	<ul style="list-style-type: none">En bolsa de papel o frascos de vidrio limpios.A temperatura ambiente.	<ul style="list-style-type: none">7 días en refrigeración.

Micología Veterinaria

Generalidades y descripción
de géneros micóticos



Tipo de muestra	Obtención	Conservación y transporte	Viabilidad
Exudados, líquidos, secreciones, abscesos	<ul style="list-style-type: none"> Deben tomarse con un hisopo estéril. Preferentemente enviar más de un hisopo. 	<ul style="list-style-type: none"> Medio Stuart o solución salina fisiológica. En refrigeración hasta su procesamiento en el laboratorio. 	
	<ul style="list-style-type: none"> Aspirados con jeringa. 	<ul style="list-style-type: none"> En la jeringa. En refrigeración hasta su procesamiento en el laboratorio. 	<ul style="list-style-type: none"> 2 h a temperatura ambiente. 24 h en refrigeración.
Lavado traqueal o broncoalveolar	<ul style="list-style-type: none"> En un recipiente hermético estéril. 	<ul style="list-style-type: none"> En refrigeración. 	<ul style="list-style-type: none"> 24 h en refrigeración.
Leche	<ul style="list-style-type: none"> Lavar y desinfectar glándula mamaria. 10 a 15 ml de leche en un contenedor estéril de cierre hermético. 	<ul style="list-style-type: none"> En refrigeración o congelación. 	<ul style="list-style-type: none"> 24 h en refrigeración.
Líquido cefalorraquídeo	<ul style="list-style-type: none"> 1 a 2 ml. 	<ul style="list-style-type: none"> En un tubo estéril. No refrigerar. 	<ul style="list-style-type: none"> 24 h a temperatura ambiente.
Órganos o tejidos (biopsias o necropsias)	<ul style="list-style-type: none"> 6 cm por lado u órganos completos (si son pequeños) en 1 a 2 ml de solución salina estéril. Deben tomarse máximo 2 horas después de la muerte, si es el caso. 	<ul style="list-style-type: none"> En un recipiente hermético estéril. En refrigeración. 	<ul style="list-style-type: none"> 2 h a temperatura ambiente. 24 h en refrigeración.
Orina	<ul style="list-style-type: none"> 10 a 50 ml. Por cistocentesis para evitar contaminación con levaduras de tracto urinario externo. 	<ul style="list-style-type: none"> A temperatura ambiente o en refrigeración. 	<ul style="list-style-type: none"> 2 h a temperatura ambiente. 24 h en refrigeración.



Tipo de muestra	Obtención	Conservación y transporte	Viabilidad
Piel, pelo, uñas, pezuñas, cascos	<ul style="list-style-type: none"> ■ En zona de lesión, limpiar con alcohol al 70% o lavar con agua y jabón. Dejar secar. ■ Para obtener: <ul style="list-style-type: none"> a) Escamas de piel: de la zona afectada raspar la superficie con un bisturí. b) Pelos: con ayuda de unas pinzas, obtenerlos completos, NO cortar. c) Escamas de piel y pelo: cepillando la zona con un cepillo de dientes limpio y desinfectado, con la ayuda de un citobrush o cinta adhesiva. d) Uñas, pezuñas, cascos: si no es posible cortar un pedazo, hacer lo indicado en el inciso (a). 	<ul style="list-style-type: none"> ■ Las muestras pueden ser conservadas y transportadas en un sobre de papel o entre dos portaobjetos a temperatura ambiente. ■ La cinta adhesiva puede adherirse a un portaobjetos para su transporte. 	<ul style="list-style-type: none"> ■ Meses a temperatura ambiente.
Sangre	<ul style="list-style-type: none"> ■ Desinfectar área con alcohol y después con yodo. ■ En vacutainer con heparina colectar.5 a 10 ml por venopunción. 	<ul style="list-style-type: none"> ■ A temperatura ambiente o en refrigeración. 	<ul style="list-style-type: none"> ■ 2 h a temperatura ambiente. ■ 24 h en refrigeración.

Micología Veterinaria

Generalidades y descripción
de géneros micóticos



Tipo de muestra	Obtención	Conservación y transporte	Viabilidad
Suero	<ul style="list-style-type: none">Centrifugar sangre sin anticoagulante entre 2,500 y 3,000 rpm durante 10 minutos y separar suero a un contenedor limpio.	<ul style="list-style-type: none">En refrigeración o congelación.	<ul style="list-style-type: none">24 horas en refrigeración.Meses en congelación.

*Temperatura ambiente rango óptimo de 25 a 30 °C.

Adaptado de: Walsh (2018)⁶; Perusia (2001)¹⁴; Rezusta (2007)¹⁶; Morales (2015)¹⁷; LabCorp. Microbiology Specimens: Mycology²².



Aislamiento e identificación de hongos filamentosos y levaduriformes



4. Aislamiento e identificación de hongos filamentosos y levaduriformes

El aislamiento e identificación de los hongos a partir de una muestra clínica, se basa en lo siguiente:

- a) Examen microscópico directo
- b) Aislamiento
- c) Pruebas de identificación

4.1 Examen microscópico directo

- a) Con hidróxido de potasio (KOH) al 20 %

El hidróxido de potasio (KOH) al 20 % degrada la queratina y algunas proteínas en las muestras clínicas (tejido queratinizado), para permitir una observación de las estructuras fúngicas con mayor facilidad, resaltándolas sin que el KOH afecte su morfología^{15,17,25} (Figura 1).

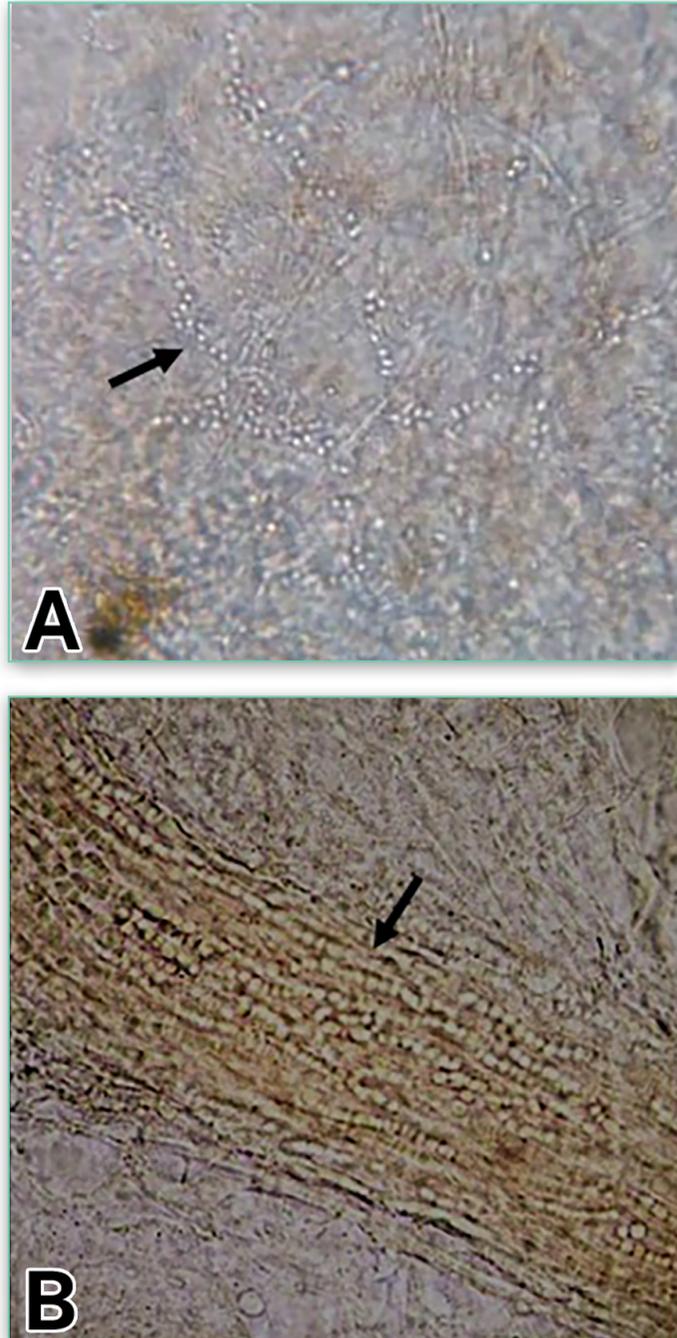


Figura 1. Examen directo de dos muestras con KOH al 20%.

A) Piel de Berrendo (*Antilocarpa americana*), se observan las hifas septadas y fragmentadas (40x). **B)** Pelo de borrego (*Ovis aries*), con presencia de conidios alrededor del pelo (40x).



Existen otras sustancias aclarantes que también pueden ser utilizadas, estas son:

- *Dimetilsulfóxido (DMSO) + hidróxido de potasio (KOH) al 20%*: el dimetilsulfóxido acelera el proceso de aclaramiento de la muestra, aunque puede generar artefactos visuales¹⁷.
- *Blanco de calcoflúor*: es una sustancia fluorescente que se une a la quitina y a la celulosa de la pared celular, las estructuras micóticas se pueden observar claramente; sin embargo, necesariamente se requiere de un microscopio de fluorescencia. Se debe tener cuidado con resultados falsos positivos, lo cual puede ocurrir si en la muestra hay colágeno, elastina y fibras vegetales que se tiñen con este reactivo^{15,17}.
- *Azul de metileno y Quink Parker®*: tiñen las estructuras micóticas facilitando su observación, y que resulta de mucha utilidad cuando se sospecha de hongos dematiáceos en las muestras clínicas¹⁷.

b) Con tinción de Gram

La tinción de Gram permite teñir la pared celular de las levaduras. Las glucanas y mananas retienen el colorante primario (cristal violeta) observándose un color morado¹ ([figura 2](#)).

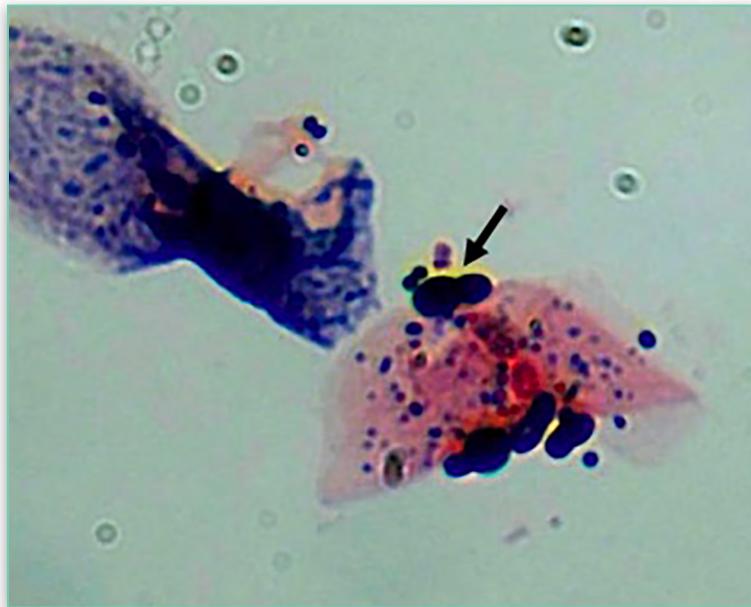


Figura 2. Examen directo con tinción de Gram. Muestra de exudado ótico de un perro (*Canis lupus familiaris*), observándose las estructuras levaduriformes en forma de “cacahuete” características de *Malassezia pachydermatis* (100x).

4.2 Aislamiento

Medios de cultivo

El aislamiento de hongos a partir de muestras clínicas requiere de medios de cultivo que proporcionen los nutrientes necesarios para su desarrollo *in vitro*¹. Los hongos requieren que un medio de cultivo contenga una fuente de nitrógeno, azúcares, un sustrato sólido y un pH ácido (5.0 a 6.5), como el agar dextrosa Sabouraud (ADS)^{1,16}. El ADS se considera un medio de primoaislamiento para la mayoría de los hongos, aunque dependerá de la muestra clínica y del hongo que se sospeche para optar por otros medios de cultivo, los cuales se describen en el **cuadro 2**.



Cuadro 2

Principales medios de cultivo para el primoaislamiento de hongos filamentosos y levaduriformes.

Medio	Características	Incubación
Agar dextrosa Sabouraud (ADS) con cloranfenicol	Se utiliza para el primoaislamiento de la mayoría de los hongos filamentosos y levaduriformes, adicionado con cloranfenicol para inhibir el desarrollo de bacterias.	Filamentosos: -25 a 30 °C. -7 a 30 días. Levaduriformes: -37 °C. -24 a 48 h.
ADS adicionado con 1% de aceite	Se utiliza para el primoaislamiento de <i>Malassezia</i> spp.	
Agar BiGGY® (Bismuth Glucose Glycine Yeast Agar)	Es un medio selectivo y diferencial que usado para la diferenciación de especies del género <i>Candida</i> , mediante la formación de sulfuro de bismuto. Las colonias de <i>Candida</i> spp. se observan con tonalidades cafés, grises o negras.	-37 °C. -48 a 72 h.
CHROMagar Candida®	Es un medio selectivo y diferencial usado para la diferenciación de especies del género <i>Candida</i> . Cuando cierta enzima actúa sobre su sustrato, en el medio se libera un cromógeno y se colorean las colonias.	



Medio	Características	Incubación
Dermatophyte Test Medium (DTM)	Es un medio selectivo y diferencial que contiene rojo de fenol como indicador de pH. Cambia de amarillo a rojo con el desarrollo de un dermatofito (hongo filamentoso).	-25 a 30°C. -7 a 30 días.
Dermatophyte Blue Medium (DBM)	Es un medio de cultivo selectivo y diferencial que contiene azul de bromotimol como indicador de pH. Cambia de amarillo a azul con el desarrollo de un dermatofito (hongo filamentoso).	-25 a 30°C. -7 a 30 días.
Agar Infusión Cerebro Corazón (BHI) con sangre de cordero al 10%	Es un medio que facilita el aislamiento de la fase levaduriforme de hongos dimórficos.	-10 a 15 días. -37°C.
Agar micobiótico o mycosel	Es un medio selectivo usado para el aislamiento de hongos dermatofitos (filamentosos), contiene cloranfenicol y cicloheximida.	-25 a 30°C. -7 a 30 días.
Agar micobiótico adicionado con ácido nicotínico	Es un medio enriquecido con ácido nicotínico para promover el desarrollo de <i>Trichophyton equinum</i> .	-25 a 30°C. -7 a 30 días.
Agar micobiótico adicionado con tiamina e inositol	Útil para el aislamiento de <i>Trichophyton verrucosum</i> , pues requiere de tiamina e inositol para desarrollarse.	-30 y 37°C. -15 a 21 días.



Medio	Características	Incubación
Agar Niger o Staib	Es un medio de primoaislamiento y selectivo para <i>Cryptococcus</i> spp. el cual contiene la semilla de <i>Guizotia abyssinica</i> que produce un ácido cafeico. En este medio el hongo sintetiza la enzima fenoloxidasa que cataliza la oxidación de estos sustratos en productos similares a la melanina, dando lugar al desarrollo de colonias de color café oscuro que permiten diferenciarlas de otras levaduras.	-37°C. -48 a 72 h.

Adaptado de: Arenas (2019)¹; Zafar (2017)¹⁵; Rezusta (2007)¹⁶; Zurita (2017)²⁵; Snyder (2011)²⁶.

Métodos de siembra

El método de siembra en los medios de cultivo depende del tipo de muestra clínica. Si la muestra es de tejido queratinizado como pelo o escamas, se siembra por el método de puntos aislados, de 7 a 10 puntos en la caja de cultivo (**Figura 3a**). Si la muestra viene en cinta adhesiva se coloca con pinzas sobre el agar (**Figura 3b**). Y cuando se trata de muestras de hisopos o líquidos como leche, se siembra por el método de estría continua (**Figura 4**).

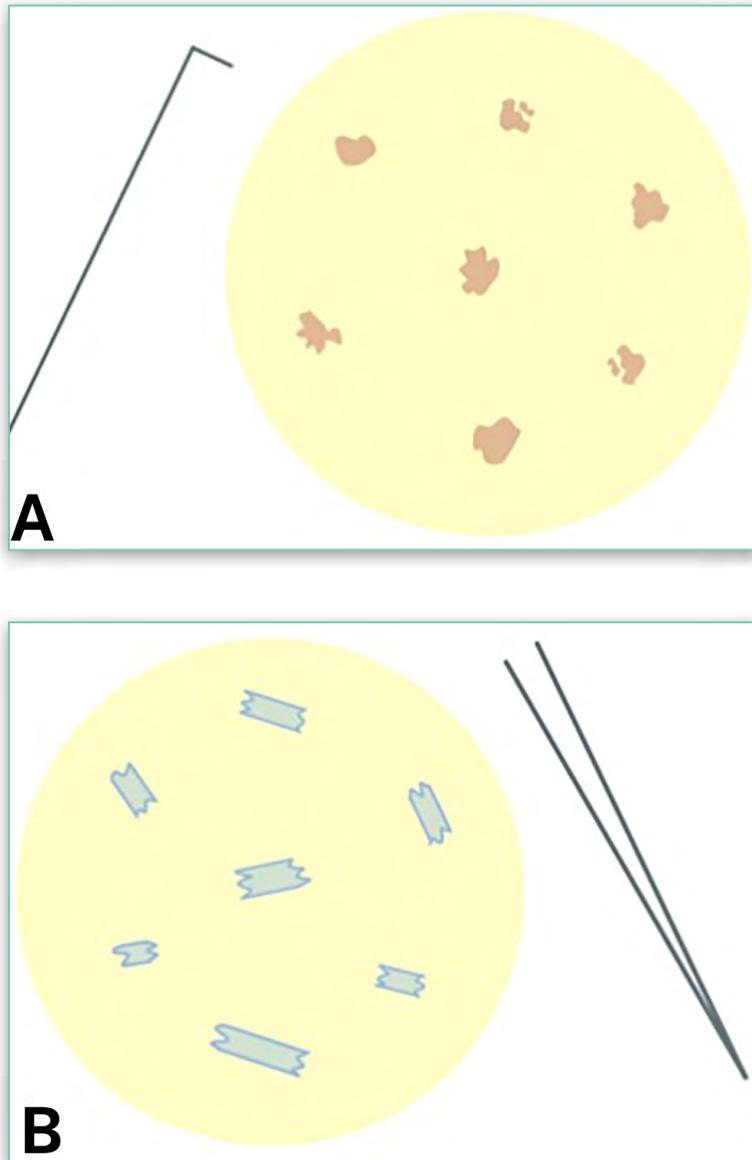


Figura 3. Método de siembra por punto aislado utilizando un asa en “L”.
A) Muestra de escamas o pelo suelto. **B)** A partir de una muestra en cinta adhesiva.

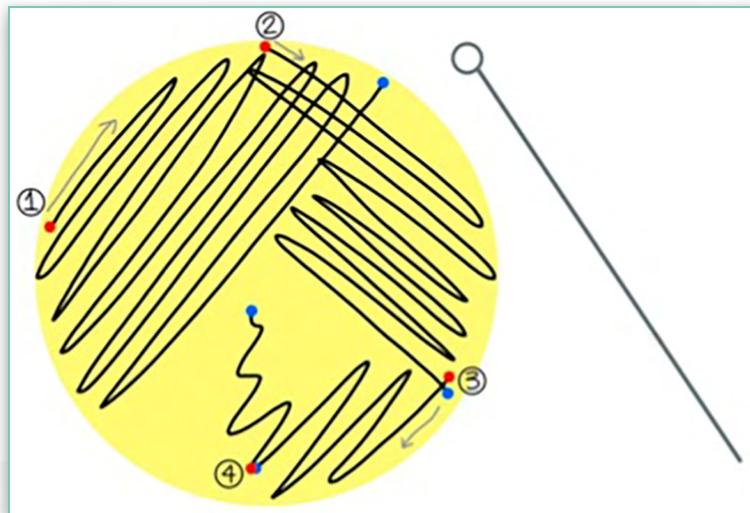


Figura 4. Método de siembra por estría continua usando un asa microbiológica.

● Ejemplos de siembra a partir de muestras clínicas

En las figuras 5 a 7 se ejemplifica la siembra, el desarrollo y la tinción inicial para la identificación de algunos de los hongos causantes de micosis en animales.



Figura 5. Muestra de pelo de perro en DTM. Incubación a 30 °C durante 4 días. Con tinción azul de lactofenol se observan macroconidias típicas de *Microsporium canis*.



Figura 6. Muestra de leche de vaca en ADS.

Siembra por estría continua. Incubación a 37°C por 48 h. Con la tinción de Gram se observan estructuras levaduriformes con gemas típicas de *Candida albicans*.



Figura 7. Hisopado óptico de perro en ADS. Siembra por estría continua.

Incubación a 37°C entre 48 y 72 h. Con tinción de Gram se observan estructuras levaduriformes en forma de zapato característico de *Malassezia pachydermatis*.

● Ejemplos de primocultivos

En las **figuras 8 a 11** se ejemplifican varios primocultivos provenientes de diferentes casos clínicos a partir de una muestra de pelos.



Figura 8. Muestra de pelo de perro en ADS incubado a 30°C por 72 h. Se observa desarrollo de *Malassezia pachydermatis* (flecha) y otros hongos contaminantes.



Figura 9. Muestra de pelos de perro en ADS incubado a 30°C por 72 h. Se observa el desarrollo de *Malassezia pachydermatis* en cultivo puro.



Figura 10. Muestra de pelos de perro en agar micobiótico incubado a 30°C durante cinco días. Se observa el desarrollo de *Microsporum canis* disgónico.

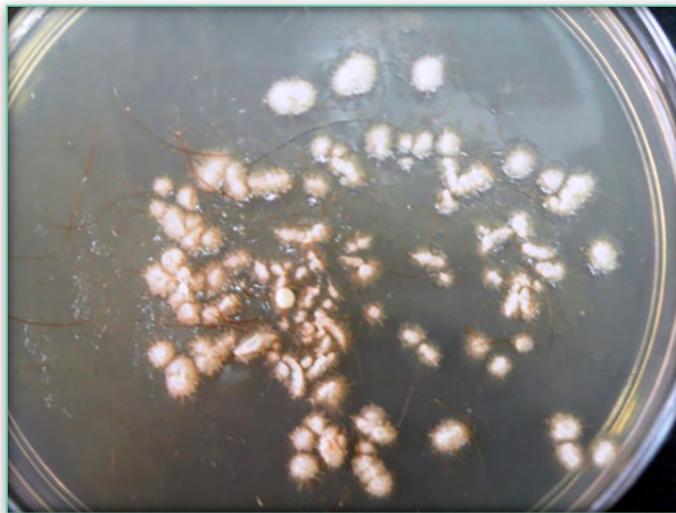


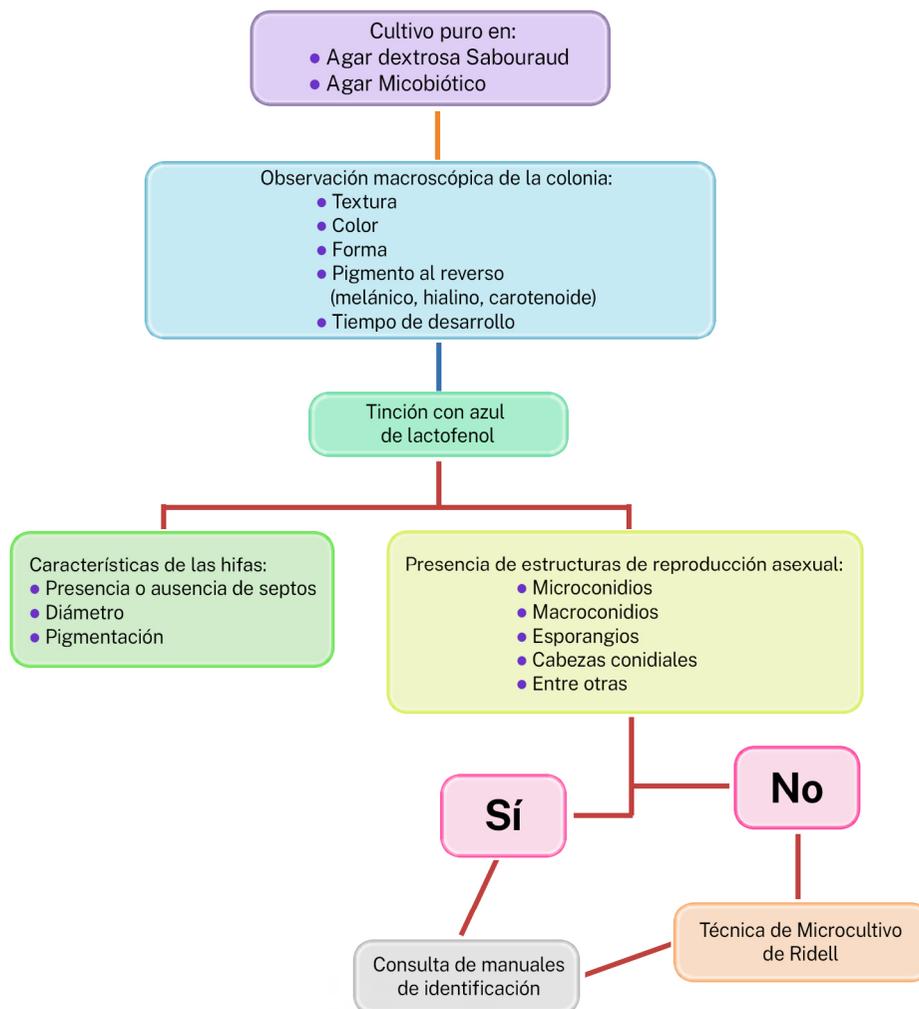
Figura 11. Muestra de pelos de bovinos en agar micobiótico incubado a 30°C durante 15 días. Se observa el desarrollo de colonias de *Trichophyton verrucosum*.



4.3 Pruebas de identificación de hongos

4.3.1 Hongos filamentosos

La identificación de los hongos filamentosos se basa principalmente en su morfología colonial y morfología microscópica (estructuras de reproducción asexual)^{1,6,25}. En relación con las características del cultivo, se debe observar la textura de la colonia, el color y el tiempo de desarrollo (Diagrama 1).



Adaptado de: Rodríguez (2014)²⁹.

Diagrama 1. Identificación de hongos filamentosos.



a) Características del cultivo

El medio de cultivo más utilizado para el primoaislamiento de los hongos filamentosos es el agar dextrosa Sabouraud (ADS), en el que las colonias se observan con diferentes colores (verdes, amarillos, naranjas, blancos, rosas, etc.), diferentes texturas (vellosas, lanosas, algodonosas, aterciopeladas, polvosas, etc.), se distingue el tamaño (por la velocidad de su desarrollo) entre otras características macroscópicas que permiten la identificación del género y posiblemente especie^{1,4,6} (Figura 12).

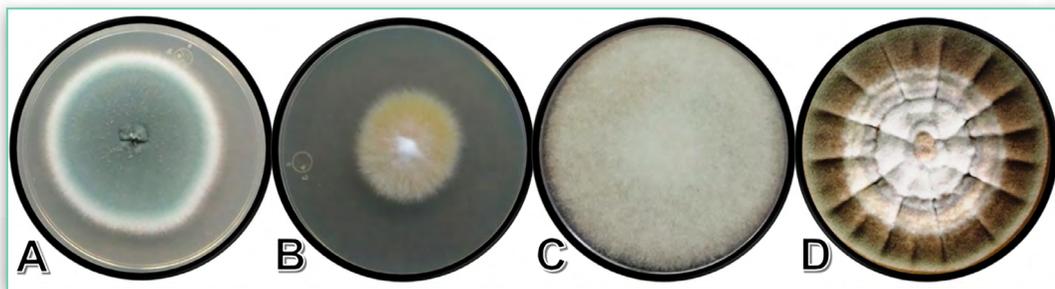


Figura 12. Hongos filamentosos en cultivos de ADS.
A) *Aspergillus fumigatus*, B) *Microsporium canis*,
C) *Lichtheimia corymbifera*, D) *Alternaria alternata*.

b) Tinción con azul de lactofenol

Es la tinción utilizada para la observación de estructuras de hongos filamentosos. En el caso de los hongos hialinos, al microscopio se observarán de color azul, mientras que los hongos que tengan pigmento propio no absorberán el azul del colorante¹⁷ (Figura 13).

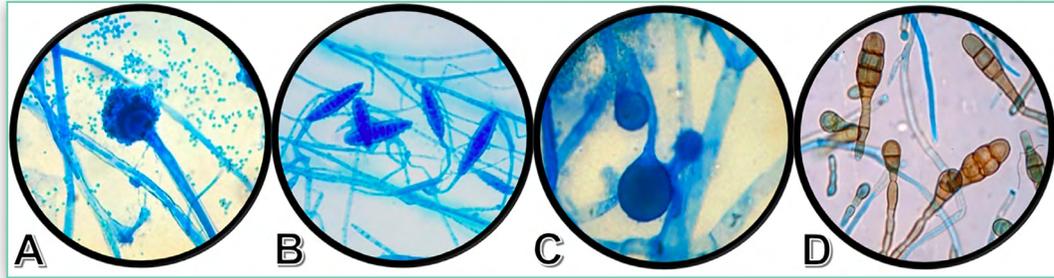


Figura 13. Tinción de azul de lactofenol de hongos filamentosos (40x).

- A)** Cabeza conidial de *Aspergillus fumigatus* (hialino),
B) Macroconidios de *Microsporium canis* (hialino), **C)** Esporangios
de *Lichtheimia corymbifera* (hialino), **D)** Dictioconidios
de *Alternaria alternata* (dematiáceo).

c) Estructuras de identificación

Las principales estructuras asexuales para la identificación de hongos filamentosos se denominan conidios, algunos ejemplos son:

► Arthroconidios

Conidio que se produce por la ruptura de la hifa en donde hay un septo formando una sola célula^{1,2,3,6}. Depende de la especie pueden ser de pared gruesa o delgada, rectangulares o con forma de barril⁶. Ejemplos de géneros que presentan estos conidios son: *Geotrichum* spp. (**Figura 14**), *Trichosporon* spp., *Coccidioides* spp. y dermatofitos cuando están en el animal.^{1,3}



► Microconidios y macroconidios

Cuando un hongo produce más de un tipo de conidio al mismo tiempo, los pequeños se denominan microconidios y los grandes son macroconidios^{2,4,6}. Usualmente los microconidios son unicelulares y pueden tener forma redonda, ovoide, de pera o de mazo, y los macroconidios son pluricelulares y con formas diversas^{1,3,6}. Algunos ejemplos de géneros que los producen son: *Trichophyton* spp., *Microsporum* spp., *Fusarium* spp.^{1,4} (Figura 15).



Figura 14. Arthroconidios de *Geotrichum candidum* teñidos con azul de lactofenol (40x).

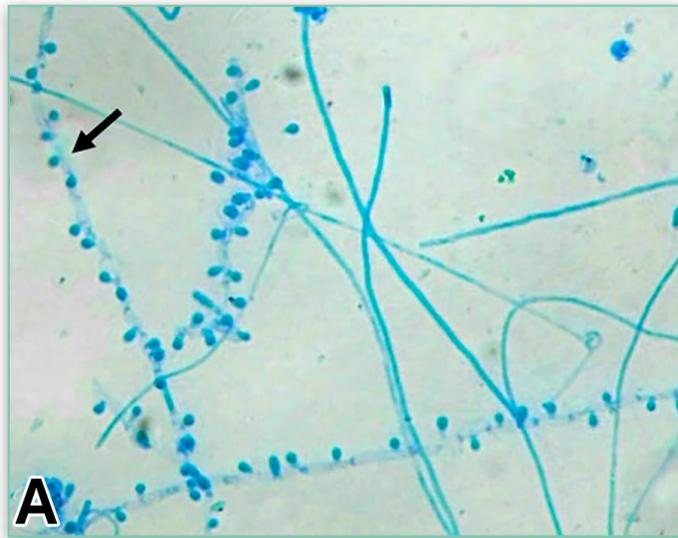


Figura 15. A) Microconidios de *Trichophyton mentagrophytes* y B) Macroconidio de *Microsporium canis* teñidos con azul de lactofenol (40x).



► Clamidoconidios

Es un conidio de pared gruesa y redondeado^{2,4,6}. Su localización en la hifa puede estar intercalada (a lo largo de ella) o ser terminal (al final de ella) y encontrarse solas o en cadenas^{3,6}. Son células de resistencia que contienen reservas nutricionales y resisten condiciones ambientales poco favorables^{1,2}. Algunos ejemplos de hongos que los producen son: *Trichophyton verrucosum*, *Fusarium* spp., *Microsporium canis*¹ (Figura 16).



Figura 16. Cadena de clamidoconidios de *Trichophyton verrucosum* teñidos con azul de lactofenol (40x).



► Esporangioconidios

Son conidios unicelulares que se producen por la fragmentación o ruptura del citoplasma del esporangio (vesícula) y que se liberan cuando el esporangio se rompe^{1,2,6} (Figura 17).



Figura 17. Esporangioconidios de *Mucor* spp. teñidos con azul de lactofenol (40x). Se observan dentro y fuera del esporangio.

► Cabeza conidial

Estructura típica del género *Aspergillus* conformada por: pie, columnela, vesícula, métulas, fiálides y conidios unicelulares acomodados en cadena⁶ (Figura 18).

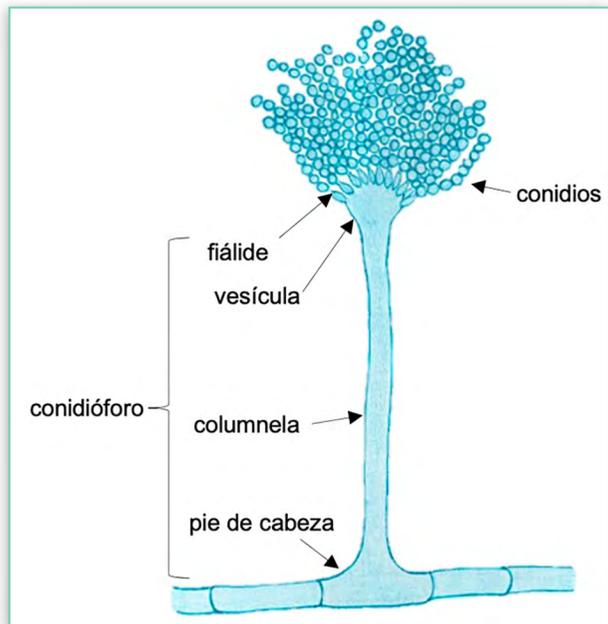


Figura 18. Componentes de la cabeza conidial de *Aspergillus* spp.

► Dictioconidios

Conidios pluricelulares con pared gruesa y septos transversales y longitudinales^{1,3,4}. Ejemplos de géneros que los producen: *Ulocadium* spp. y *Alternaria* spp.^{1,3} (Figura 19).



Figura 19. Dictioconidios de *Alternaria alternata* teñidos con azul de lactofenol (40x).



▶ Aneloconidios

Conidios que surgen de una cicatriz con forma de anillo que dejó el anterior conidio tras su formación^{1,3} (Figura 20).



Figura 20. Aneloconidios de *Scopulariopsis brevicaulis* teñidos con azul de lactofenol (40x).

d) Microcultivo de Ridell o cultivo en lámina

El fundamento de esta técnica consiste en promover el desarrollo de las estructuras de reproducción asexual de hongos filamentosos^{1,6}. Es útil cuando en el primoaislamiento no es posible observar ninguna estructura que permita su adecuada identificación (Figura 21).

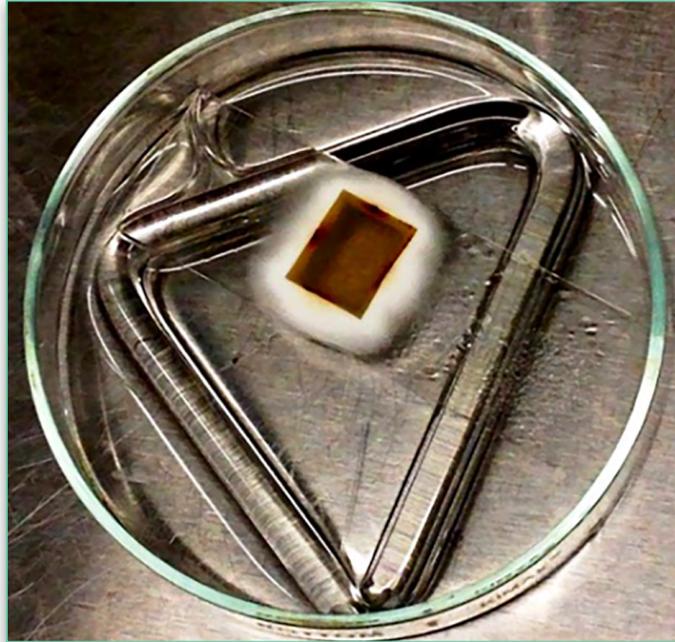


Figura 21. Microcultivo de Ridell. Sistema estéril que consta de un cubo de agar entre un cubreobjetos y un portaobjetos, colocados sobre un triángulo de vidrio, adentro de una caja de Petri de vidrio.

Nota: Si se dificulta la identificación de un hongo filamentoso, la alternativa son los medios de cultivo que favorecen la esporulación como son ADP, CD, agar arroz y agar agua.^{16,25}

e) Otras pruebas de identificación

► Perforación *in vitro* de pelo

Es una prueba que permite la diferenciación de *Trichophyton rubrum* y *Trichophyton mentagrophytes*, este último produce una estructura denominada “cuerpo perforante” que atraviesa transversalmente el pelo²⁸ (Figura 22).

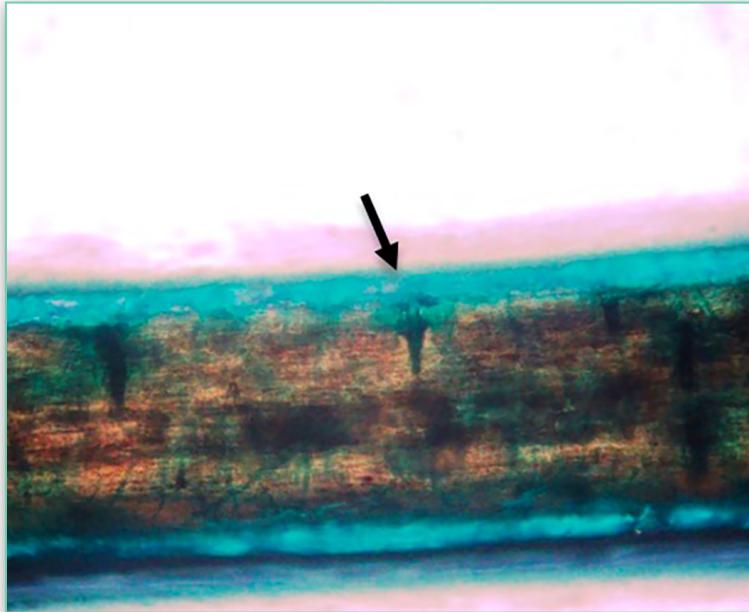


Figura 22. Cuerpos perforantes de *Trichophyton mentagrophytes* desarrollados en pelo de caballo, teñidos con azul de lactofenol (40x).

► Producción de ureasa

Es una prueba útil para identificar especies de *Trichophyton* que producen la enzima ureasa, modificando el pH del medio y cambiando el color de amarillo a rosa^{1,16}.

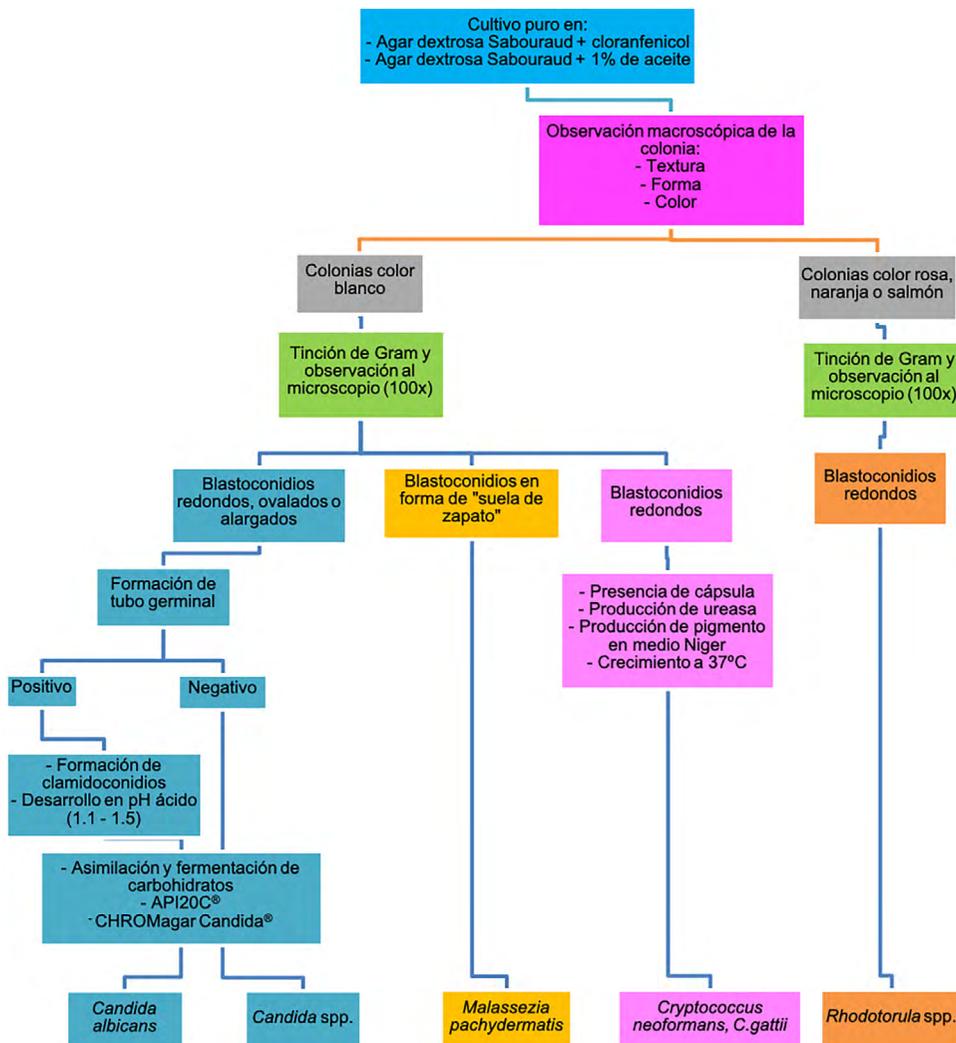
4.3.2 Hongos levaduriformes

La identificación tradicional de hongos levaduriformes se basa en una combinación de criterios morfológicos y bioquímicos que permiten la identificación del género y la diferenciación de especies²⁷ (Diagrama 2).



a) Características del cultivo

El medio de aislamiento por excelencia para la identificación de levaduras es el agar dextrosa Sabouraud (ADS), en el cual las colonias de levaduras suelen ser circulares, ligeramente abombadas o planas, de consistencia seca, cremosa o mucóide, con apariencia lisa o rugosa, en general de colores blanco, crema o naranja^{27,30,31} (Figura 23).



Adaptado de: Rodríguez (2014)²⁹

Diagrama 2. Identificación de hongos levaduriformes.

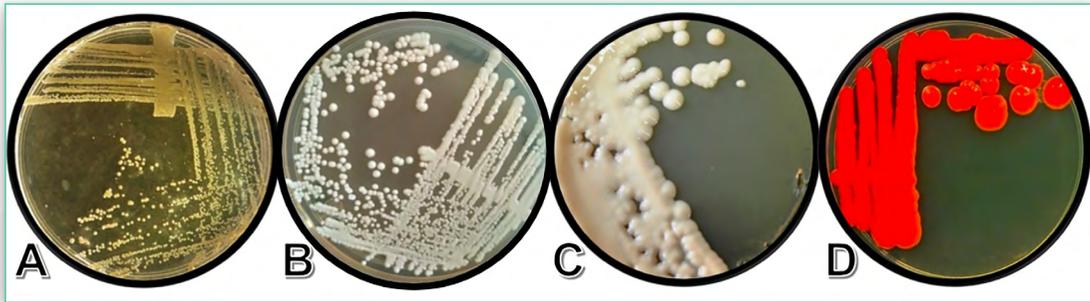


Figura 23. Cultivos de levaduras en ADS. **A)** *Malassezia pachydermatis*. **B)** *Candida albicans*. **C)** *Cryptococcus neoformans*. **D)** *Rhodotorula* spp.

b) Estructuras de identificación

Las principales estructuras asexuales que ayudan en la identificación de las levaduras son:

► Blastocnidios

Se forman por gemación unilateral o multilateral, en general miden de 2 a 5 μm por 3 a 7 μm y pueden ser esféricos, ovoides o alargados^{1,6}. Su morfología puede ser observada al microscopio utilizando la tinción de Gram (**Figura 24**).

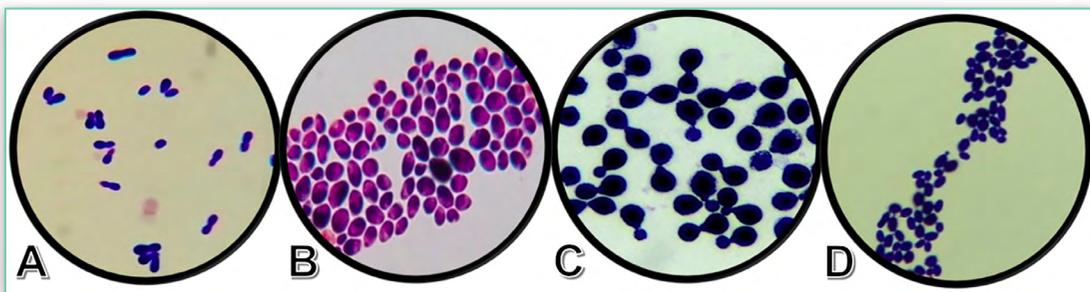


Figura 24. Tinción de Gram de blastocnidios de levaduras (100x). **A)** *Malassezia pachydermatis*. **B)** *Candida albicans*. **C)** *Cryptococcus neoformans*. **D)** *Rhodotorula* spp.



► Blastoconidios capsulados

Un género que presenta este tipo de estructuras es *Cryptococcus*, la tinción negativa con tinta china permite la visualización de la cápsula, un ejemplo es *Cryptococcus neoformans*^{25,32} (Figura 25).

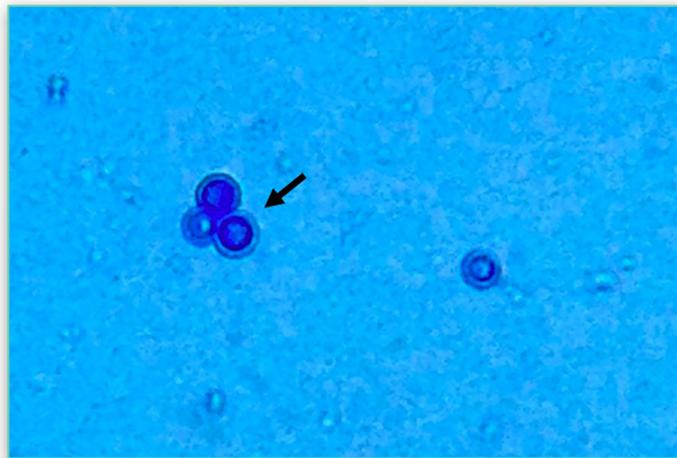


Figura 25. Tinción negativa con tinta china de *Cryptococcus neoformans* (40x). La cápsula se aprecia como un halo sin color alrededor de las levaduras

► Pseudohifa

Cuando los blastoconidios se agrupan en pares o en cadenas forman las denominadas pseudohifas, esta estructura ayuda a la identificación de las diferentes especies del género *Candida*, a excepción de *C. glabrata*, especie que no forma pseudohifas⁶ (Figura 26).

► Clamidoconidios

Se forman por ensanchamientos laterales, centrales o terminales en una hifa septada. El caso de *Candida albicans* (hongo polimórfico) se trata de un hongo resistente, de forma redonda,



pared gruesa, con un diámetro de 6 a 12 μm . El desarrollo de clamidoconidios se favorece cuando hay un pH alcalino, anaerobiosis y tensión superficial disminuida (Tween 80)^{6,16,30} (Figura 27).



Figura 26. Formación de pseudohifa de *Candida albicans* (40x) en suero de equino a 37 °C durante 24 horas.



Figura 27. Clamidoconidios de *Candida albicans* (100x) producidos en agar Czapek Dox adicionado con 1% de Tween 80, incubado a 30°C durante cuatro días.



► Tubo germinal

Es una estructura que se forma en condiciones *in vitro* por la extensión del blastoconidio, siendo *Candida albicans* y *Candida dubliniensis*, las únicas especies que lo forman^{16,32,33} (Figura 28).

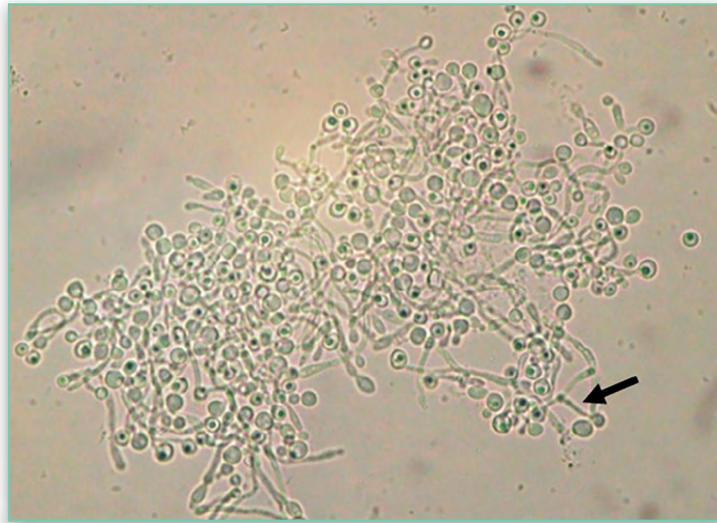


Figura 28. Tubos germinales de *Candida albicans* (100x) producidos en suero equino, incubado a 37°C por dos horas.

c) Características bioquímicas y fisiológicas

Las propiedades fisiológicas y bioquímicas de las levaduras permiten la diferenciación de géneros y especies³⁴.

► Producción de ureasa

La producción de la enzima es una característica propia para la identificación de *Cryptococcus* spp. El medio de cultivo con urea utilizado en esta prueba contiene rojo de fenol, el cual sirve para indicar la reacción alcalina, que sucede al producirse amonio cuando la ureasa actúa sobre la urea^{27,33} (Figura 29).



Figura 29. Prueba de ureasa de *Cryptococcus neoformans*.
Tubo en color amarillo prueba negativa. Tubo en color rosa intenso
(fucsia) prueba positiva.

► Sensibilidad a 0.1% de cicloheximida

Prueba utilizada para la identificación de algunas especies del género *Candida* que son sensibles a este antimicótico, como por ejemplo: *C. parapsilosis*, *C. tropicalis*, *C. glabrata* y *C. krusei*; en contraste, *C. albicans* y *Meyerozyma guilliermondii* (*C. guilliermondii*) no son sensibles a la cicloheximida^{6,16} (**Figura 30**).



► Producción de película en caldo Sabouraud

Algunas especies del género *Candida* producen una película característica cuando se incuban en caldo Sabouraud. El uso primario de esta prueba es para diferenciar a *Pichia kudriavzevii* (*C. krusei*) y *C. tropicalis* de otras especies de *Candida*^{6,35} (Figura 31).

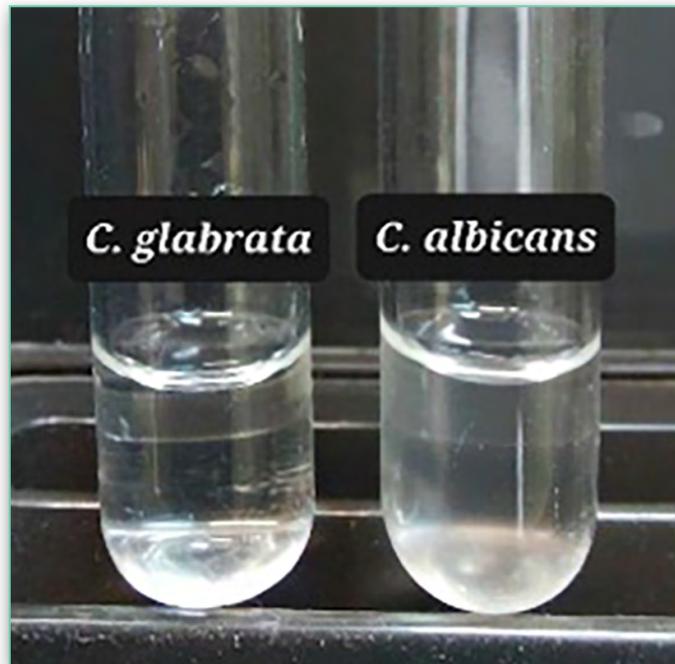


Figura 30. Tolerancia a 0.1% de cicloheximida. La prueba se realiza en medio líquido, las levaduras incuban a 37 °C durante 48 horas. *C. albicans* desarrolla en presencia de la cicloheximida observándose el medio turbio, contrario a *C. glabrata* donde el medio permanece sin turbidez.



Figura 31. *Pichia kudriavzevii* (*Candida krusei*) incubada en caldo Sabouraud a 37°C por 24 horas.

► Tolerancia a pH ácido

Es una prueba que se realiza principalmente para diferenciar a *Candida albicans* de otras especies. La prueba se desarrolla en medios líquidos con un pH que va de 1.1 a 1.9. *Candida albicans* puede desarrollarse adecuadamente en pH de 1.1, mientras que otras especies del género lo hacen a partir de pH 1.^{56,35}.

► Desarrollo a 37°C y otras temperaturas

Las levaduras se desarrollan bien a temperaturas entre 20 y 28°C. Sin embargo, cuando los aislamientos provienen de mamíferos, se requieren temperaturas de 35 a 37°C para lograr un adecuado desarrollo^{3,16,27,30}.



Asimilación y fermentación de carbohidratos

Las pruebas de asimilación (auxonograma = degradación aeróbica) (Figura 32), y de fermentación (zimograma = degradación anaeróbica) (Figura 33) de carbohidratos, son útiles para hacer la identificación de levaduras¹. En el auxonograma, la asimilación de azúcar se detecta por el cambio de color en el medio de cultivo, mientras que en el zimograma mediante la fermentación del azúcar se detecta la producción de gas (CO₂) dentro de un tubo invertido en el medio de cultivo^{34,36,37}. Una fermentación verdadera se observa cuando hay producción de gas y acidificación del medio (cambio de pH), el cambio de color significa que puede asimilar el carbohidrato.

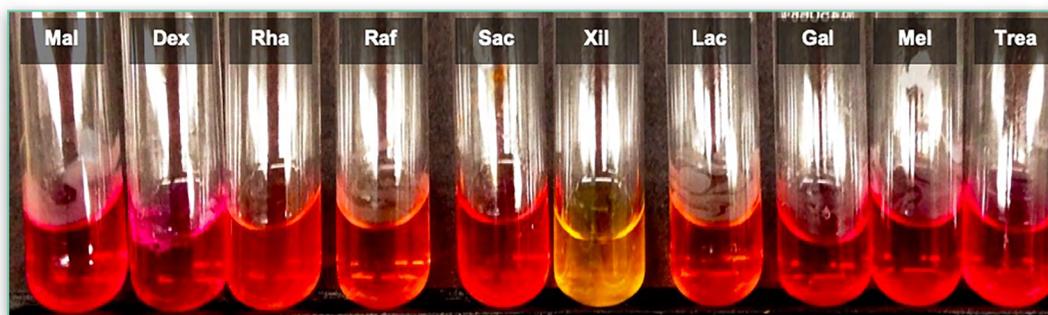


Figura 32. Asimilación de carbohidratos en caldo rojo de fenol de *Candida tropicalis*. En color rojo (negativos): maltosa, dextrosa, ramnosa, rafinosa, sacarosa, lactosa, galactosa, melobiosa y trehalosa.
En color amarillo (positivo): xilosa.

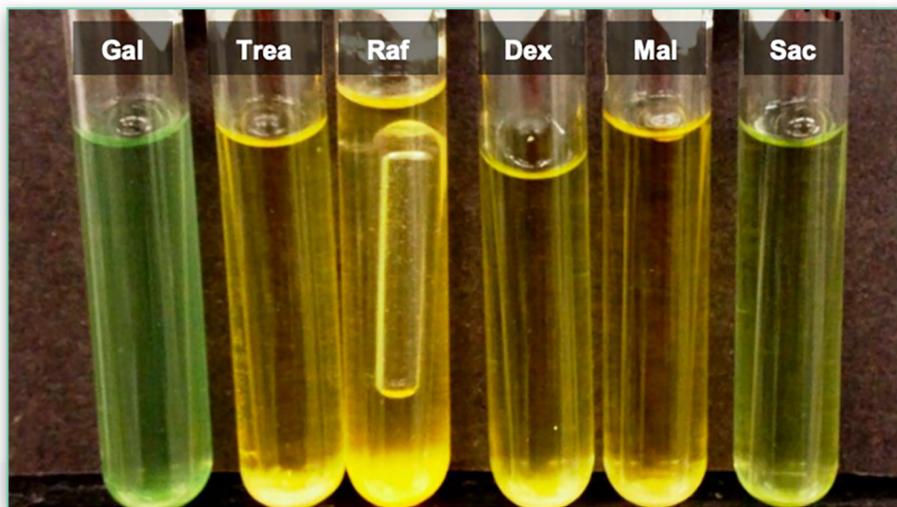


Figura 33. Fermentación de carbohidratos de *Candida tropicalis* en caldo azul de bromotimol.

- Medio líquido en color verde (negativos): galactosa y sacarosa.
 - Medio líquido en color amarillo (positivos sin producción de gas): Trehalosa, dextrosa y maltosa.
 - Medio líquido (positivo con producción de gas): Rafinosa.

► Sistemas comerciales para la identificación de levaduras

Actualmente los sistemas comerciales desarrollados para facilitar la identificación de levaduras se basan en una diversidad de técnicas que a continuación se describen:

a) Asimilación de carbohidratos

Se puede detectar la asimilación de al menos 20 carbohidratos, según el sistema de elección. Existen métodos semiautomatizados como son: Auxacolor[®], Uni-Yeast-Tek[®], API 20C AUX[®], Galería ID32C[®] y el Sistema Vitek[®]; o los métodos automatizados como son: Sistema Biolog YT MicroPlate[®] y el Rapid Yeast Identification Panel MicroScan[®] ^{27,31}.



b) Detección de actividad enzimática

Un avance importante en la identificación de las levaduras son los medios diferenciales. El género *Candida* es de los hongos más aislados en muestras clínicas en humanos, estos medios han sido diseñados principalmente para el aislamiento e identificación de algunas especies de esta levadura a partir de un cultivo obtenido a una temperatura de 30 a 37 °C, incubado de 24 a 48 horas³¹. El fundamento de estos se basa en la detección de la actividad enzimática por parte de las levaduras mediante la hidrólisis específica de un sustrato^{30,31}.

Los medios diferenciales se clasifican en fluorogénicos, cuando se originan compuestos fluorescentes, y cromogénicos, cuando los cambios en el medio de cultivo producen colonias con un color característico.

Los medios cromogénicos, son los más utilizados porque no necesitan luz ultravioleta para la observación de las colonias, algunos ejemplos son CHROMagar *Candida*® (Cuadro 3 y Figura 34), Cromogen *Albicans*®, *Candida* ID®, *Albicans* ID2® y *CandiSelect*®. Algunos ejemplos de medios fluorogénicos son Fluoroplate *Candida*®, Agar SDCA-MUAG® y BactiCard *Candida*®^{10,27}.



Cuadro 3

Desarrollo de especies del género

Candida y otras levaduras en CHROMagar Candida®.

Especie de levadura	Color y apariencia de las colonias
<i>Candida albicans</i>	Verde esmeralda
<i>Candida dubliniensis</i>	Verde oscuro a verde esmeralda
<i>Candida glabrata</i>	Lila a rosa claro mate
<i>Candida tropicalis</i>	Verde pistache, azul o violeta claro
<i>Candida parapsilosis</i>	Blanco a crema mate o rosa mate
<i>Clavispora lusitaniae</i> (<i>Candida lusitaniae</i>)	Lila mate
<i>Cryptococcus neoformans</i>	Blanco a rosa brillante
<i>Debaryomyces hansenii</i> (<i>Candida famata</i>)	Rosa mate
<i>Hanseniaspora uvarum</i> (<i>Kloeckera apiculata</i>)	Lila, halo, pequeña
<i>Kluyveromyces marxianus</i> (<i>Candida kefyr</i>)	Beige a rosa claro mate
<i>Meyerozyma guilliermondii</i> (<i>Candida guilliermondii</i>)	Rosa claro brillante
<i>Pichia</i> spp.	Azul a rosa, rugosa, mate
<i>Pichia kudriavzevii</i> (<i>Candida krusei</i>)	Rosa claro, colonia rugosa con apariencia de gis
<i>Rhodotorula</i> spp.	Rojo, rosa, salmón
<i>Saccharomyces cerevisiae</i>	Lila, mate, halo, pequeña
<i>Torulaspota delbrueckii</i> (<i>Candida colliculosa</i>)	Blanco a rosa brillante
<i>Trichosporon</i> spp.	Turquesa, halo, rugosa
<i>Yarrowia lipolytica</i> (<i>Candida lipolytica</i>)	Blanco a rosa, rugosa

Adaptado de: Ruiz-Aragón (2003)³⁸.



Figura 34. Especies del género *Candida* en CHROMagar *Candida*®.
1 a 4 = colonias rosas de *Kluyveromyces marxianus* (*Candida kefyr*),
5 a 7 = colonias verdes de *Candida albicans*
y 8 = colonia azul de *Candida tropicalis*.

Otro medio diferencial utilizado en la identificación del género *Candida* de otros géneros levaduriformes es el medio de BiGGY®. Los componentes del medio son: glicina, extracto de levadura y sulfito de bismuto. Las especies del género *Candida* reducen la sal de bismuto y el sulfito reduce a sulfuro, la combinación de estos compuestos se manifiesta por una precipitación negra o café que pigmenta las colonias y en ocasiones se difunde al medio, dependiendo de la especie de *Candida* es la pigmentación que se observará en la colonia (Cuadro 4 y Figura 35).

c) Sistema MALDI-TOF

La tecnología MALDI-TOF MS (matrix assisted laser desorption ionization-time of flight-mass spectrometry, traducido



al español: desorción/ionización láser asistida por una matriz con detección de masas por tiempo de vuelo), se basa en la espectrometría de masas, y ha sido útil para la identificación de microorganismos mediante el análisis de sus proteínas, particularmente las ribosomales. Cada género y especie tienen un espectro de masas específico⁴¹.

En micología este sistema permite identificar especies de géneros micóticos que son indistinguibles fenotípicamente, por ejemplo, el complejo de *Candida parapsilosis*, *C. orthopsilosis* y *C. metapsilosis*. Actualmente, existen dos laboratorios que han desarrollado sistemas comerciales, con base en la tecnología MALDI-TOF, uno de ellos, el sistema VITEK® de BioMérieux y el sistema MALDI Biotyper® de Bruker Daltonics⁴¹.

Cuadro 4

Desarrollo de especies del género
Candida y otras levaduras en agar BiGGY®.

Especie	Color y apariencia de las colonias
<i>Candida albicans</i>	Café oscuro, lisas, circulares, con ligero borde micelial.
<i>Candida glabrata</i>	Marrón claro.
<i>Candida parapsilosis</i>	Café rojizo oscuro y brillante a café rojizo claro, colonias medianas, planas, borde micelial amarillento.
<i>Candida tropicalis</i>	Café oscuro con prominencia negra central, colonias pequeñas con ligero borde micelial. El obscurecimiento difunde al medio después de 72 h de incubación.
<i>Debaryomyces hansenii</i> (<i>Candida famata</i>)	Café a rojo oscuro brillantes, colonias medianas, con ligero desarrollo micelial.



Especie	Color y apariencia de las colonias
<i>Kluveromyces marxianus</i> (<i>Candida kefyi</i>)	Rojo oscuro amarronado, colonias grandes, planas, con ligero desarrollo micelial.
<i>Pichia kudriavzevii</i> (<i>Candida krusei</i>)	Marrón rojizo con parte superior negra brillante, periferia café negruzca y halos amarillos.
Otros géneros levaduriformes	Blanquecinas a color crema, colonias grandes, sin producción de pigmento.

Adaptado de: Segundo (1991)³⁹; LAB MCD, Ficha Técnica Agar BiGGY⁴⁰.

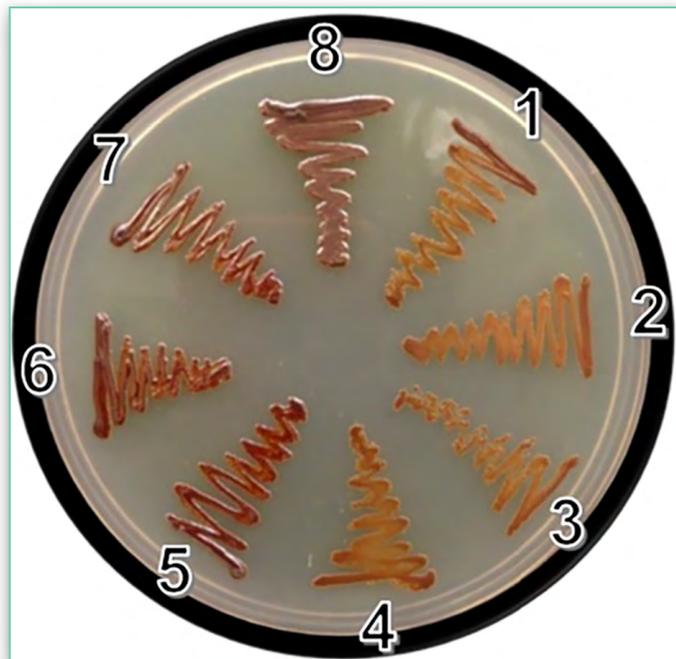


Figura 35. Cultivos de especies del género *Candida* en agar BiGGY®. **1 a 4** = colonias de *Kluveromyces marxianus* (*Candida kefyi*) en color café claro secas, **5 a 7** = colonias de *Candida albicans* en color café oscuro y superficie plateada y **8** = colonia de *Candida tropicalis* en café oscuro.



II. DESCRIPCIÓN DE GÉNEROS MICÓTICOS



Hongos filamentosos



1. Hongos filamentosos

Alternaria spp.

Hongo dematiáceo, ubicuo, de distribución mundial, puede encontrarse en el suelo, aire y en materia orgánica en descomposición. Hay especies que se han encontrado en la piel y en la conjuntiva tanto de animales como de humanos.⁴²⁻⁴⁶. Estos hongos se caracterizan por producir metabolitos secundarios que pueden ser fitotoxinas (toxinas que afectan a las plantas) o micotoxinas (toxinas que dañan a los animales y a los humanos) y contaminar alimentos vegetales⁴².

Especies frecuentes

Actualmente el género *Alternaria* cuenta con alrededor de 50 especies, siendo *Alternaria alternata* y *Alternaria infectoria* las que se aíslan con mayor frecuencia^{45,46}.

Otras especies comunes son *Alternaria dianthicola*, *Alternaria geophila*, *Alternaria stemphyloides*, *Alternaria tenuissima* y *Alternaria arborescens*^{42,46}.

Especies animales afectadas

En Medicina Veterinaria, no se considera patógeno, pero al ser ubicuo es un contaminante típico del laboratorio^{1,46}. Respecto de la producción de micotoxinas, aún se desconoce. Sin embargo, deben tomarse medidas preventivas por tratarse de un pató-



geno de las plantas cuyas toxinas se pueden encontrar en alimentos vegetales destinados al consumo humano y animal^{42,47}. Los cereales susceptibles de contaminarse con este hongo son el trigo, triticale, cebada, avena y sorgo⁴². Las especies *Alternaria alternata*, *Alternaria tenuissima* y *Alternaria arborescens* son las principales productoras de micotoxinas, algunos ejemplos de estos metabolitos son: alternariol (AOH), éter monomético de alternariol (AME), altenueno (ALT), ácido tenuazónico (TA) y fumonisinas^{42,48}. La toxicidad de TA ha sido descrita en cuyes, ratones, conejos, perros, pollos. En TA, AME y AOH se han reportado propiedades carcinogénicas^{42,49}.

Se ha aislado de diferentes zonas anatómicas en animales clínicamente sanos, por ejemplo, de caballos⁵⁰, de perros⁵¹ y de tortugas boba⁵² (Cuadro 5).

Cuadro 5

Aislamientos de *Alternaria* spp. en animales clínicamente sanos.

Especie animal	Localización	Especies de <i>Alternaria</i>
Caballo	Conjuntiva	<i>Alternaria</i> spp.
Perro	Microbiota nasal	
Tortuga	Caparazón	

Características macroscópicas y microscópicas de identificación

Alternaria spp. es un hongo que se desarrolla bien en agar dextrosa Sabouraud (ADS) y agar dextrosa papa (ADP), a una temperatura de 25 a 30 °C de 3 a 4 días^{45,46}. Las colonias son de



aparición velludas o lanudas, planas, de color grisáceo al inicio y conforme va madurando la colonia se oscurece, adquiriendo tonalidades verdes y negras con orilla clara y el reverso se observa en color café oscuro^{25,45,46} (Figura 36).

Al microscopio se pueden observar las hifas septadas y pigmentadas (café), con buena cantidad de dictioconidios de color café pálido, con septos longitudinales y transversales, de pared lisa o rugosa, su forma puede ser oval, elipsoidal, de mazo u obpiriforme, con un extremo en forma de huso (por lo que aparenta un pico) y uno redondeado, pueden producirse solos o formando cadenas^{1,42,45,46} (Figuras 37 y 38). El tamaño de los conidios de este género puede ser de hasta 100 μm , pero las especies patógenas tienen conidios “pequeños” de máximo 60 μm ⁴². Los conidios de *Alternaria alternata* forman cadenas largas y ramificadas de 10 ó más conidios^{43,44}.

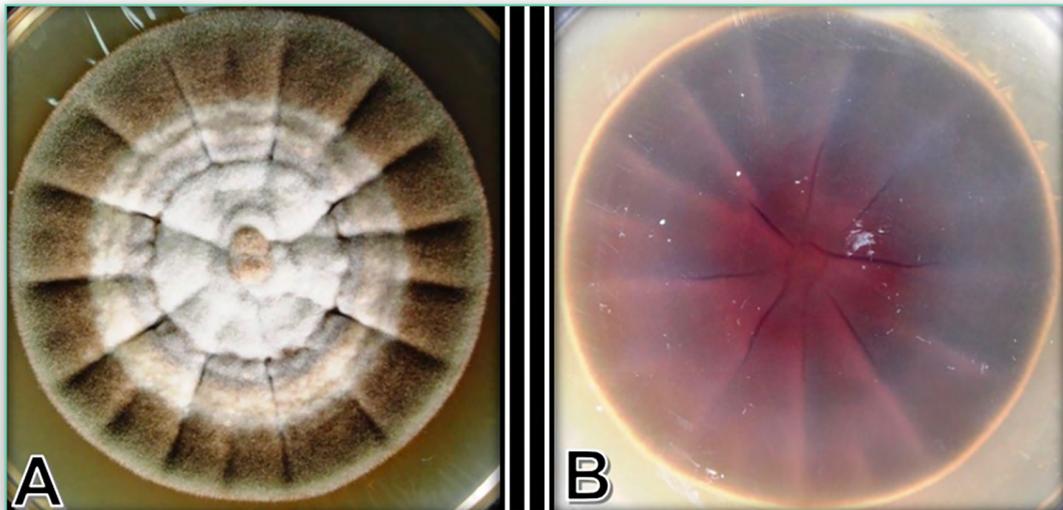


Figura 36. *Alternaria alternata* en ADS desarrollado a 30 °C por 4 días. **A)** Colonia al centro en color blanco y en las orillas se torna color café gris. **B)** Al reverso de la colonia se observa pigmento al centro color café rojo y la orilla color blanca.



Figura 37. Dictioconidios de *Alternaria alternata* teñidos con azul de lactofenol, en color café, con septos transversales y longitudinales (40x).

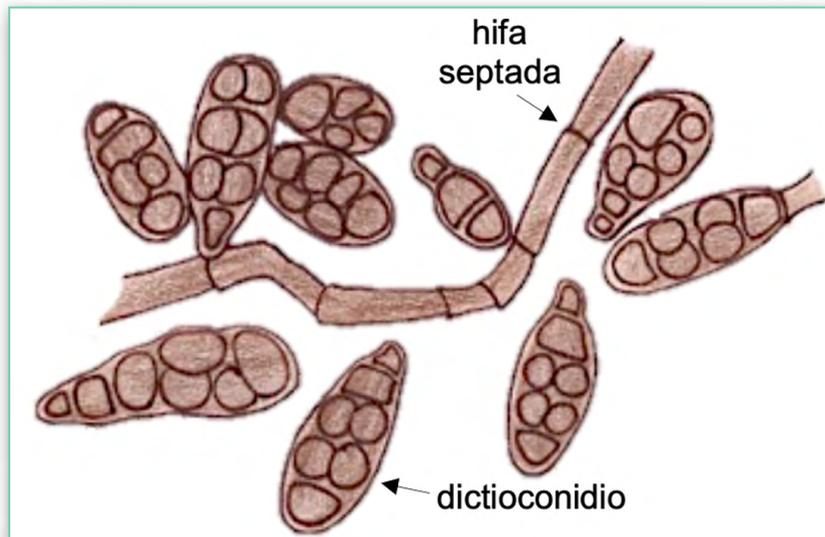


Figura 38. Estructuras microscópicas de *Alternaria* spp.



Aspergillus spp.

Los hongos del género *Aspergillus* son saprófitos, ubicuos y de distribución mundial⁵³. Normalmente se encuentran en el suelo, vegetales en descomposición y en el aire^{53,54}. Los conidios de este género de hongos se dispersan fácilmente en el aire. Además de las afecciones que presentan los animales, el género *Aspergillus* es el principal productor de micotoxinas^{55,56}.

Especies frecuentes

Este género micótico cuenta con más de 200 especies^{56,57}, siendo *Aspergillus fumigatus* la aislada con mayor frecuencia en humanos y animales^{54,58,59}.

Otras especies comunes son: *Aspergillus niger*, *Aspergillus terreus*, *Aspergillus flavus*, *Aspergillus clavatus*, *Aspergillus nidulans*, *Aspergillus glaucus*, *Aspergillus ustus*, *Aspergillus versicolor* y *Aspergillus oryzae*^{53,54}.

Especies animales afectadas

Las aspergilosis son enfermedades no transmisibles entre individuos, pueden ser locales o diseminadas, siendo la vía de entrada más común el aparato respiratorio, aunque también puede ser digestiva o cutánea^{58,59}. Las especies que comúnmente pueden causar micosis son *Aspergillus fumigatus*, *Aspergillus flavus*, *Aspergillus niger* y *Aspergillus terreus*^{56,60}.

El hongo *Aspergillus* es productor de enfermedades en caballos^{58,59,61-64}, gatos^{58,59,62,65}, perros^{12,58,59,62,65,66,67}, vacas^{12,58,59,62}, cabras^{68,69}, aves^{12,58,59}, conejos⁶², abejas⁵⁷, delfines⁵⁹, abanicos de mar⁵⁹, marsopa común⁷⁰, boa constrictor⁷¹, avestruz⁷² y



tortugas⁵². En borregos, cabras y cerdos son pocos los casos reportados por aspegilosis⁶². También ha encontrado en animales sanos como caballos⁵⁰, tortugas⁵² y cabras⁶⁹. Se ha aislado a *Aspergillus* spp. de agua en estanques de tilapias⁷³. Infecciones por *Aspergillus* son la causa de provocar aborto y mastitis, en cabras y borregos⁶² (Cuadro 6).

Cuadro 6

Manifestaciones clínicas de especies de
Aspergillus en animales domésticos y silvestres.

Especie animal	Localización, lesión o patología	Especie de <i>Aspergillus</i>
Caballos	Micosis de bolsas guturales	<i>A. fumigatus</i> , <i>A. flavus</i>
	Faringitis e infección de bolsas guturales	<i>A. flavus</i>
	Placentitis	<i>A. terreus</i>
	Neumonía	<i>Aspergillus</i> spp.
	Queratitis micótica	
	Rinitis	
	Aspergilosis septicémica	
	Abortos	
Conjuntiva sana		
Cabra	Nasal y cutánea	<i>A. niger</i>
	Leche (mastitis)	<i>A. fumigatus</i>



Espece animal	Localización, lesión o patología	Espece de <i>Aspergillus</i>
Gatos	Sinoorbital	<i>A. felis</i>
	Nasosinusal	<i>A. fumigatus</i> , <i>A. niger</i>
	Orbital	<i>A. viridinutans</i> y <i>A. udagawae</i>
	Otitis	<i>A. fumigatus</i> , <i>A. flavus</i> , <i>A. niger</i> , <i>Aspergillus</i> spp.
	Aspergilosis septicémica	
Perros	Nasosinusal	<i>Aspergillus</i> spp.
	Broncopulmonar	
	Nasal	<i>A. fumigatus</i> , <i>A. flavus</i> , <i>A. niger</i> , <i>A. terreus</i>
	Aspergilosis septicémica	<i>A. versicolor</i> , <i>A. alabamensis</i> , <i>A. terreus</i> , <i>A. deflectus</i> , <i>A. fumigatus</i> , <i>A. niger</i> , <i>A. flavipes</i> , <i>Aspergillus</i> spp. y <i>A. flavus</i>
	Cutánea	<i>A. niger</i> , <i>A. flavus</i> y <i>A. terreus</i>
	Otitis	<i>A. niger</i> , <i>A. terreus</i> , <i>A. fumigatus</i> y <i>A. awamori</i>

Micología Veterinaria

Generalidades y descripción
de géneros micóticos



Especie animal	Localización, lesión o patología	Especie de <i>Aspergillus</i>
Vacas	Aborto	<i>A. fumigatus</i> , <i>A. terreus</i> y <i>A. flavus</i>
	Aspergilosis neumónica	
	Mastitis	
	Aspergilosis septicémica	<i>A. fumigatus</i>
	Gastroenteritis	<i>Aspergillus</i> spp.
	Placentitis	
	Neurotoxicosis tremorgénica	
Conejos	Pulmonar o cutánea	<i>A. flavus</i>
	Aspergilosis	
Aves	Respiratoria	<i>A. fumigatus</i> , <i>A. flavus</i> , <i>A. niger</i> , <i>A. nidulans</i> , <i>A. terreus</i> y <i>Aspergillus</i> spp.
Pollos	Aspergilosis	<i>A. flavus</i>
Gansos		
Abejas	Cría de piedra	
Tilapia	Agua de estanque	<i>A. niger</i> , <i>A. flavus</i> y <i>A. repens</i>
Avestruz	Aspergilosis neumónica	<i>Aspergillus</i> spp.
Boa constrictor	Neumonía	
Abanico de mar	Aspergilosis	
Tortugas boba	Con lesiones en caparazón y en caparazón sano	
Delfín nariz de botella	Otitis media	<i>A. terreus</i>
Marsopa común		



Las micotoxinas más importantes producidas por *Aspergillus* spp. son las aflatoxinas, ocratoxina, patulina, fumagilina y la gliotoxina^{55,59}. Las aflatoxinas principales contaminantes del alimento causan aflatoxicosis por consumo o inhalación⁵⁷. En este sentido, *Aspergillus flavus* y *Aspergillus parasiticus* son las especies más importantes en la producción de aflatoxinas⁵⁵⁻⁵⁷. La B1 es carcinogénica y se asocia a carcinoma hepatocelular, *Aspergillus flavus* también produce ácido ciclopiazónico como metabolito secundario, este inhibe la Ca-ATPasa en el retículo sarcoplásmico del músculo esquelético, y actúa como toxina neurotóxica^{57,74}. La gliotoxina es producida por *Aspergillus fumigatus* y puede impedir la angiogénesis^{54,60,74}. La patulina es producida por *Aspergillus clavatus*⁵⁹ la cual actúa como neuromicotoxina y la ocratoxina es producida por diferentes especies, entre ellas *Aspergillus niger* y *Aspergillus ochraceus*^{56,62,75} (Cuadro 7).

Cuadro 7

Principales micotoxinas producidas por algunas especies del género *Aspergillus*.

Micotoxina	Principales especies productoras	Efecto biológico
Ácido ciclopiazónico	<i>A. flavus</i>	Neurotóxico
Aflatoxinas	<i>A. flavus</i> y <i>A. parasiticus</i>	B1: carcinogénico
Fumagilina	<i>A. fumigatus</i>	Inhibe función de neutrófilos
Gliotoxina		Impide angiogénesis, puede disminuir función de macrófagos



Micotoxina	Principales especies productoras	Efecto biológico
Ocratoxina	<i>A. niger</i> , <i>A. ochraceus</i>	Inhibe síntesis de proteínas (nefrotóxica, teratogénica, inmunosupresiva, genotóxica, mutagénica y carcinogénica en roedores)
Patulina	<i>A. clavatus</i>	Neuromicotoxina

Características macroscópicas y microscópicas de identificación

El desarrollo de estos hongos ocurre entre las 24 y 48 horas, en algunos casos pueden requerir hasta 4 días^{1,59}. La temperatura óptima de desarrollo es de 25 hasta 37 °C, aunque pueden desarrollar a los 5 y hasta 65 °C en condiciones de humedad relativa baja^{1,55,56}.

Las colonias pueden ser pequeñas (microcolonias) o grandes (macrocolonias), depende del tamaño y composición del sustrato donde estén desarrollando⁵⁶. Tienen aspecto veloso o polvoso y su color varía según la especie, sus características son muy útiles para la identificación^{1,53}. Este género micótico presenta hifas septadas y la mayoría son hialinas, a excepción de *Aspergillus niger*, cuyas estructuras microscópicas presentan pigmento dematiáceo^{53,62}.

La identificación de las diferentes especies del género se basa en el color de la colonia, velocidad de desarrollo, termotolerancia y presencia o ausencia de cleistotecios, células de Hülle (células especializadas de pared gruesa no reproductivas) y esclerotes⁵⁵.



La estructura representativa de este género se conoce como cabeza conidial constituida por: pie de cabeza, columnela, conidióforo, vesícula, fiálides y conidios (**Figura 65**). La forma de la vesícula y la disposición de las fiálides son también útiles en la identificación del género y de la especie⁶². Las fiálides se pueden originar directamente de las vesículas o tener métulas como células intermedias entre las vesículas y las fiálides (uni-seriadas o biseriadas)^{53,60}.

Aspergillus flavus

El desarrollo en agar dextrosa Sabouraud origina colonias planas, con surcos radiales y de textura aterciopelada o granular, al inicio de su desarrollo se observan en color amarillo, posteriormente las colonias se observan de color verde amarillento brillante y al reverso son de color dorado a café rojizo^{53,62,76} (**Figura 39**). En agar dextrosa papa presentan un desarrollo similar (**Figura 40**) y en agar Czapek Dox se desarrollan de manera más lenta (**Figura 41**).

Al microscopio y después de 48 horas de desarrollo se observan los conidióforos rugosos y espinosos^{62,76}. La vesícula es redonda y las fiálides o esterigmas se presentan alrededor de toda la vesícula con disposición uni o biseriada^{62,76}. Los conidios pueden observarse lisos o ligeramente rugosos y tienen forma esférica^{55,62,76} (**Figura 42**).

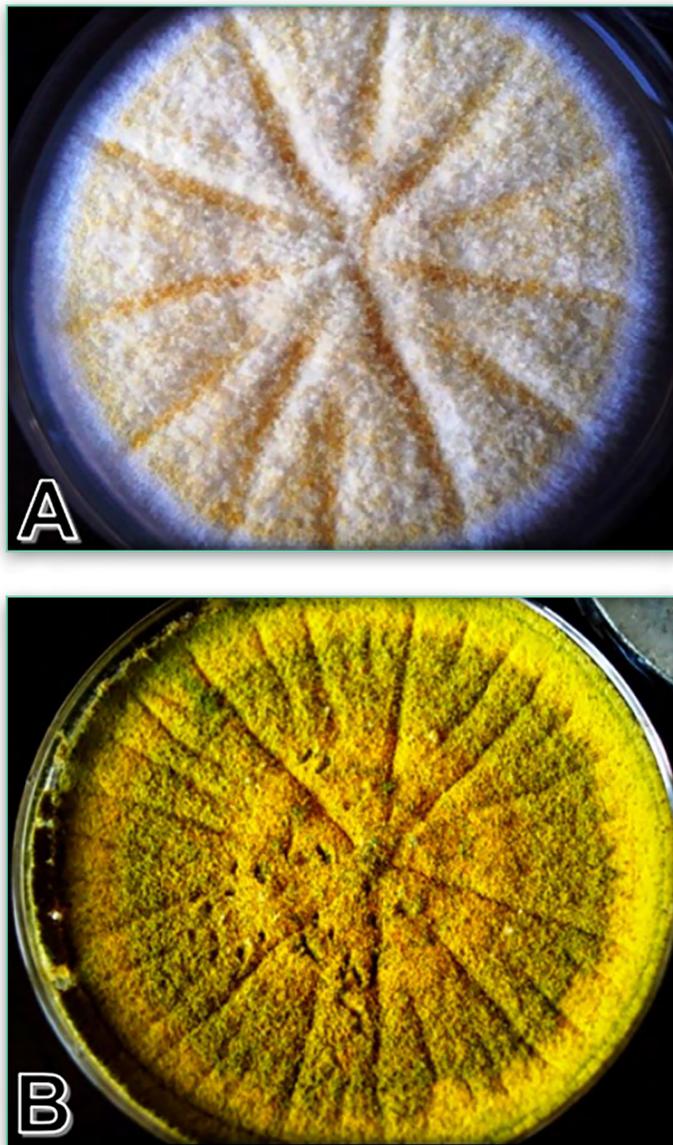


Figura 39. *Aspergillus flavus* en ADS incubado a 30 °C. Tiempo de incubación: **A)** cuatro días y **B)** siete días. En ambas fotos se puede apreciar su textura granular y el pigmento amarillo de la colonia. La colonia más joven tiene la orilla blanca y la más vieja presenta un amarillo más oscuro con tonos verdosos.

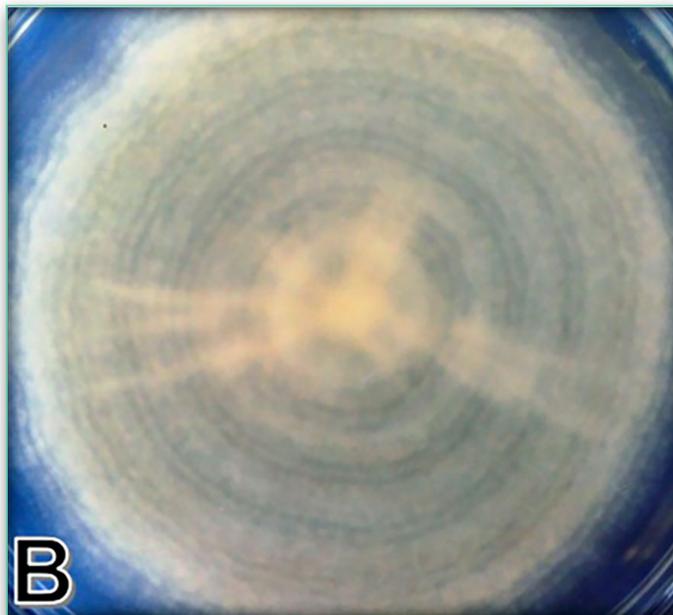
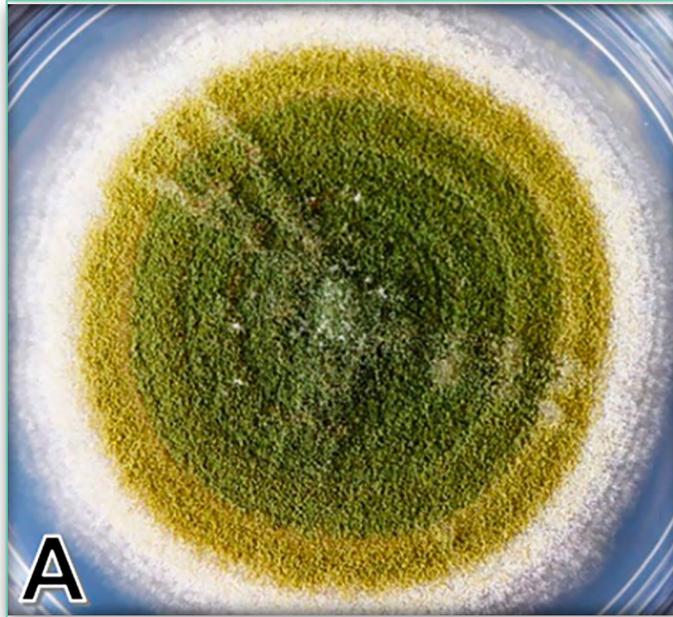


Figura 40. *Aspergillus flavus* en ADP incubado a 30 °C durante 4 días.
A) Colonia con orilla de color blanco, centro verde y tonos amarillentos hacia la periferia con textura granular. **B)** Reverso con pigmento dorado.

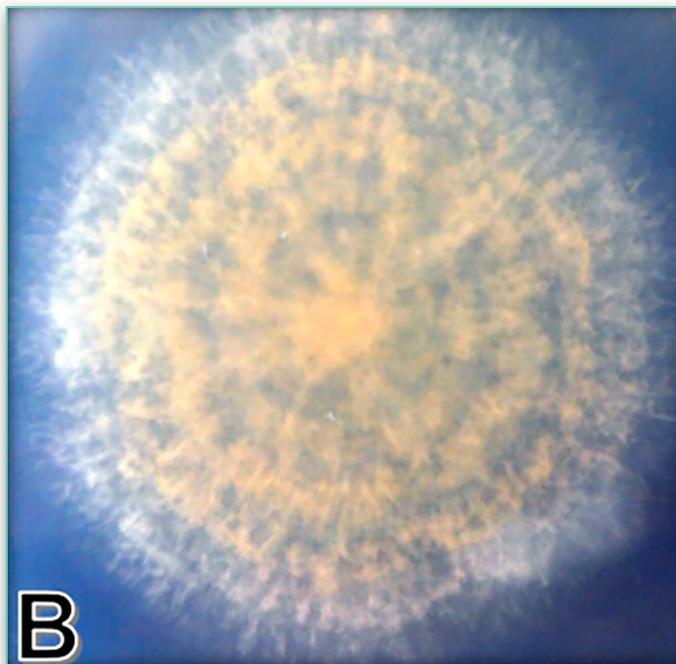
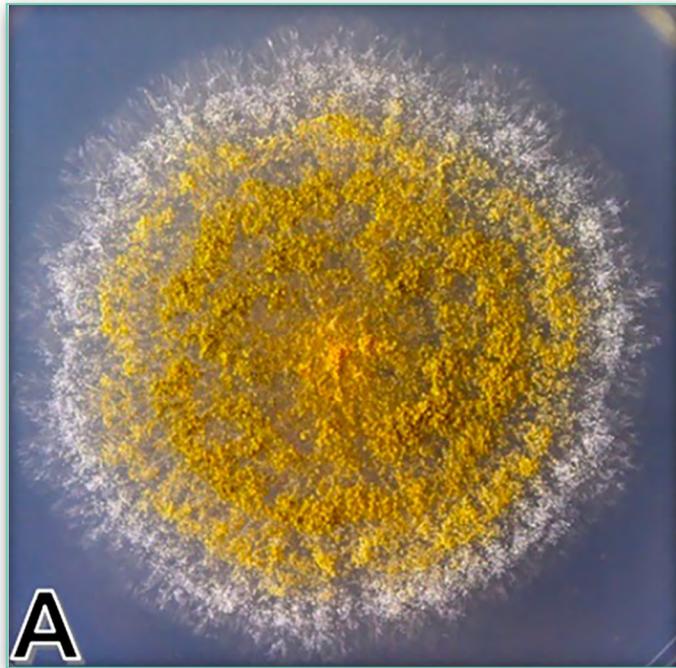


Figura 41. *Aspergillus flavus* en agar Czapek Dox incubado a 30°C durante 3 días. **A)** Colonia de color amarillo con orilla blanca y textura granular. **B)** Reverso de la colonia con ligero pigmento dorado.

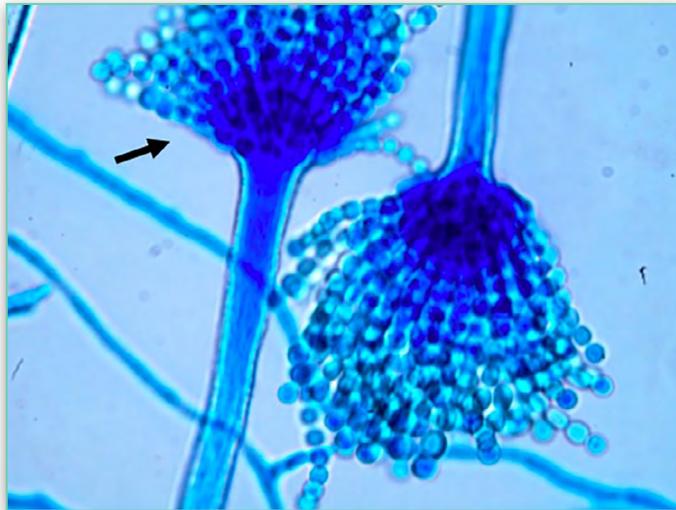


Figura 42. Cabezas conidiales de *Aspergillus flavus* teñidas con azul de lactofenol (40x). Cabeza con vesícula de forma circular, fiálides biseriadas y gran cantidad de conidios.

Aspergillus fumigatus

Es la especie del género con mayor distribución en el medio ambiente⁶⁰. Su desarrollo óptimo sucede a 37 °C y es considerado un hongo termotolerante porque puede desarrollarse a temperaturas de hasta 65 °C y un pH entre 2.1 a 8.8^{60,76}.

Sus colonias en agar dextrosa Sabouraud son azul verdosas a grisáceas, con reverso blanco a café claro y con superficie aterciopelada^{54,77} (**Figura 43**). En agar dextrosa papa presentan un desarrollo diferente (**Figura 44**) y en agar Czapek Dox desarrollan lentamente (**Figura 45**).

Al microscopio, los conidióforos son cortos, de paredes lisas, la vesícula cónica o piriforme y con fiálides en sus dos tercios superiores^{63,77}. Los conidios son esféricos, y forman largas cadenas^{60,76} (**Figura 46**).

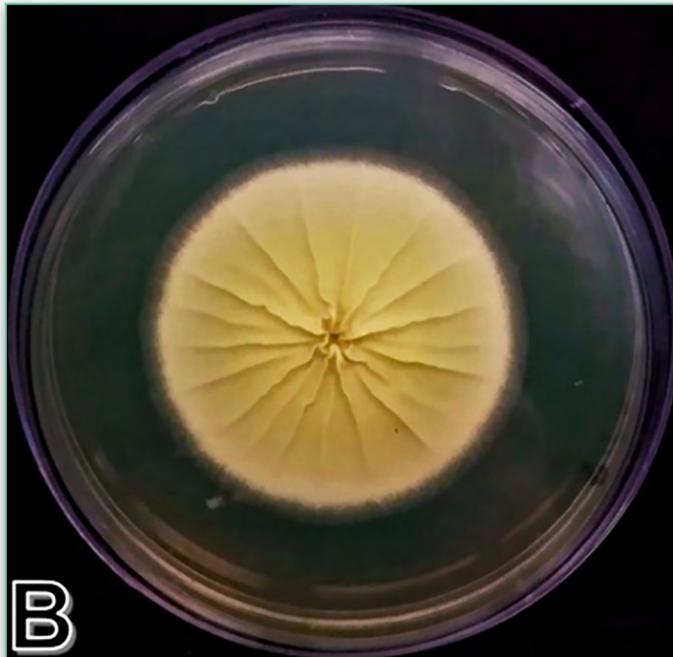
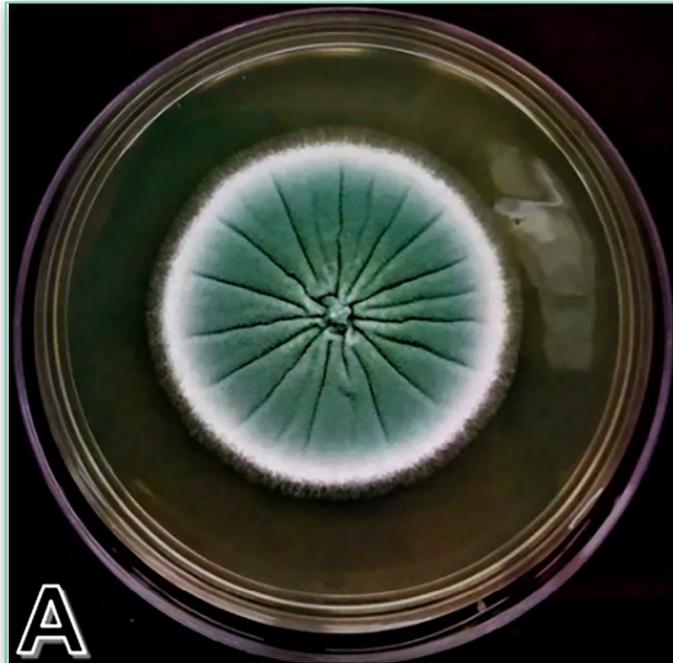


Figura 43. *Aspergillus fumigatus* en ADS incubado a 30°C durante 3 días. **A)** Colonia aterciopelada color verde azul con orilla blanca. **B)** Reverso café claro.

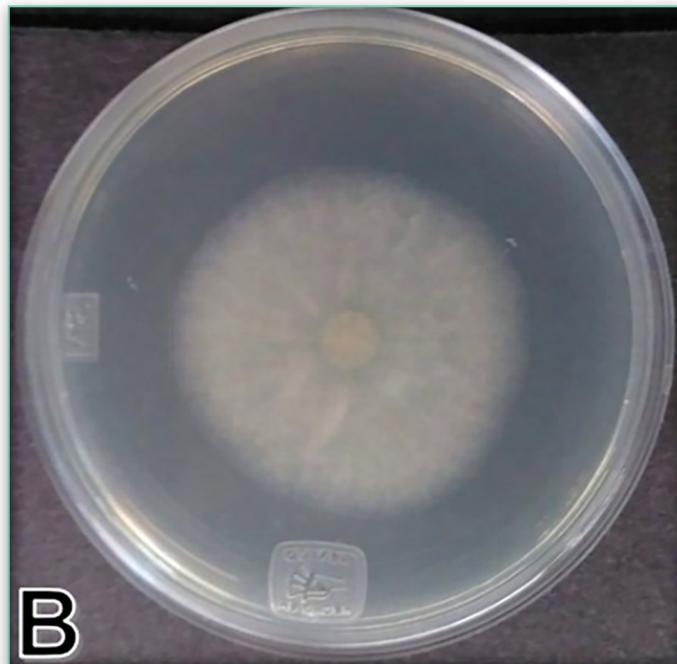
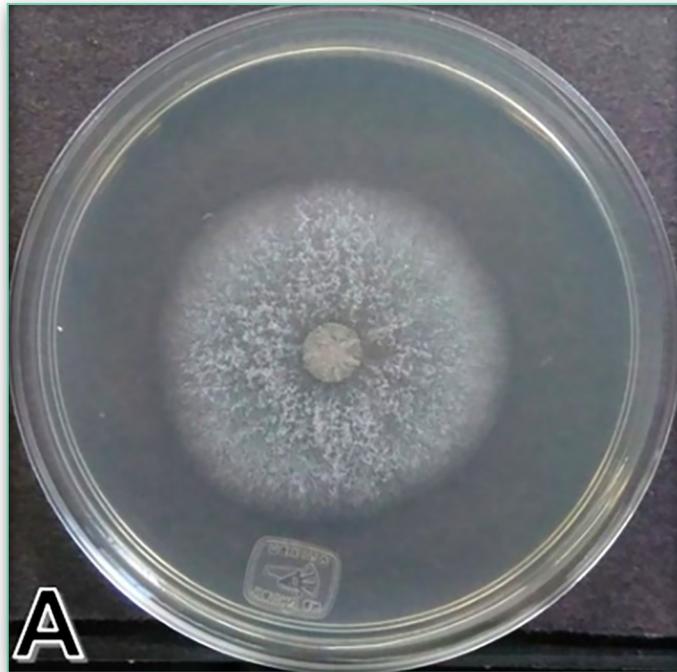


Figura 44. *Aspergillus fumigatus* en ADP incubado a 30 °C durante 4 días. **A)** Colonia aterciopelada color verde gris con orilla blanca. **B)** Reverso café claro.

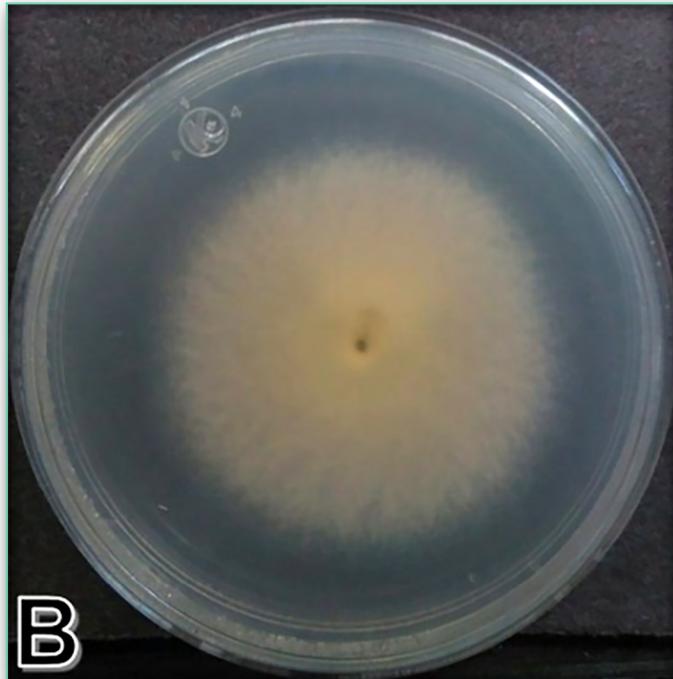
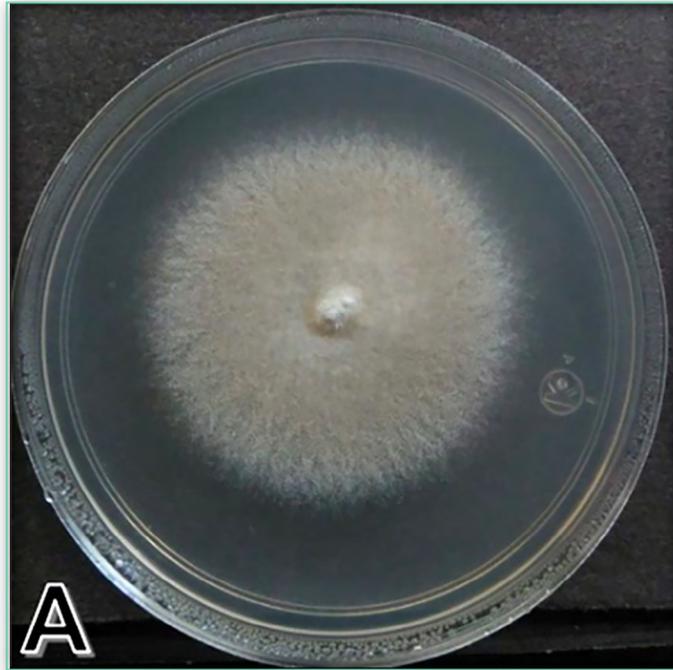


Figura 45. *Aspergillus fumigatus* en agar Czapek Dox incubado a 30 °C durante 5 días. **A)** Colonia aterciopelada color beige con orilla color blanco. **B)** Reverso café claro amarillento.

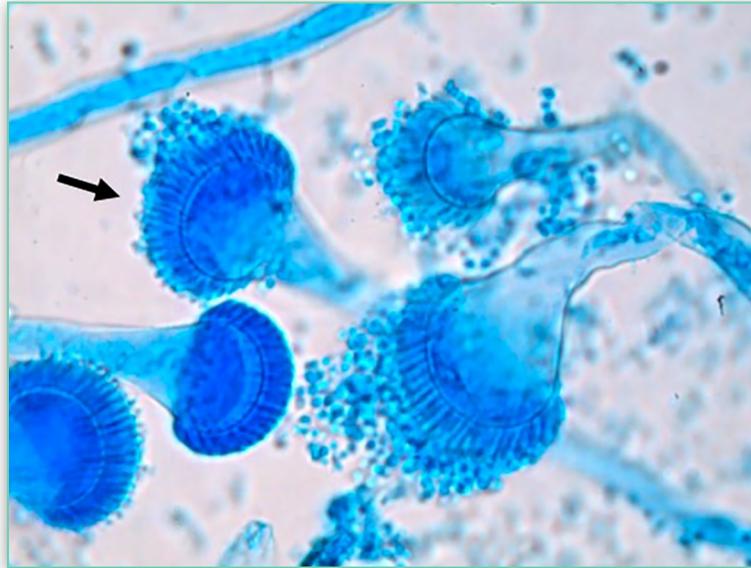


Figura 46. Cabezas conidiales de *Aspergillus fumigatus* teñidas con azul de lactofenol (40x).

Aspergillus glaucus

Es un hongo que desarrolla de 4 a 7 días, sus colonias en agar dextrosa Sabouraud son de color verde oscuro a turquesa grisáceo con áreas que van de color naranja al amarillo, ahí se producen los cleistotecios, su reverso es amarillo a café^{53,62} (Figura 47). En agar dextrosa papa presentan un desarrollo diferente (Figura 48) y en agar Czapek Dox se desarrollan lentamente (Figura 49).

Al microscopio, las vesículas son esféricas y sus fiálides cubren casi toda la vesícula, los conidios son esféricos a elipsoidales con bordes equinulados a espinosos⁶² (Figura 50).

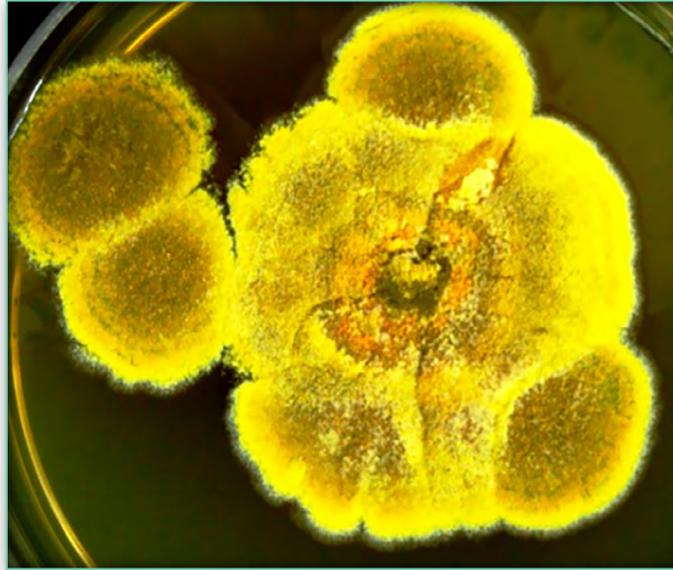


Figura 47. *Aspergillus glaucus* en ADS incubado a 30°C por cuatro días. Las colonias son de color amarillo verdoso con zonas naranja en el centro.

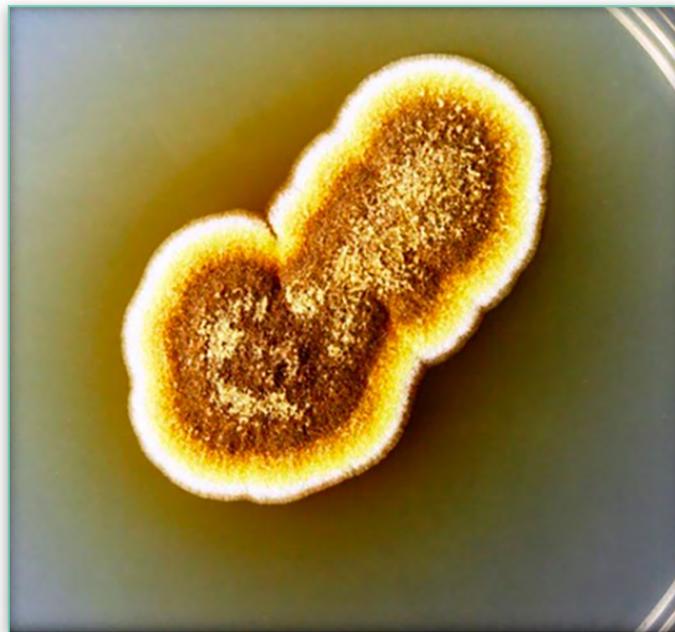


Figura 48. *Aspergillus glaucus* en ADP incubado a 30°C durante tres 3 días. Colonia de color café amarillento con la orilla blanca y pigmento amarillo que se difunde en el medio de cultivo.

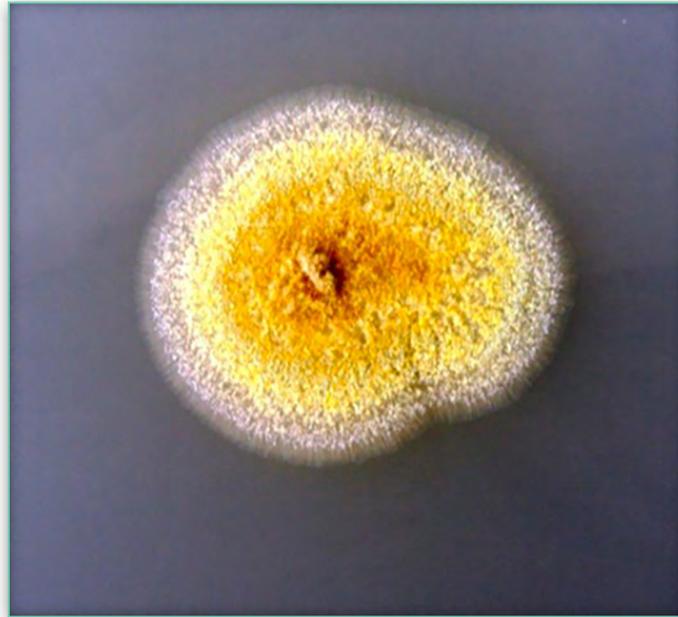


Figura 49. *Aspergillus glaucus* en agar Czapek Dox incubado a 30 °C durante tres días. La colonia se observa de color amarillo con centro naranja y orilla blanca.

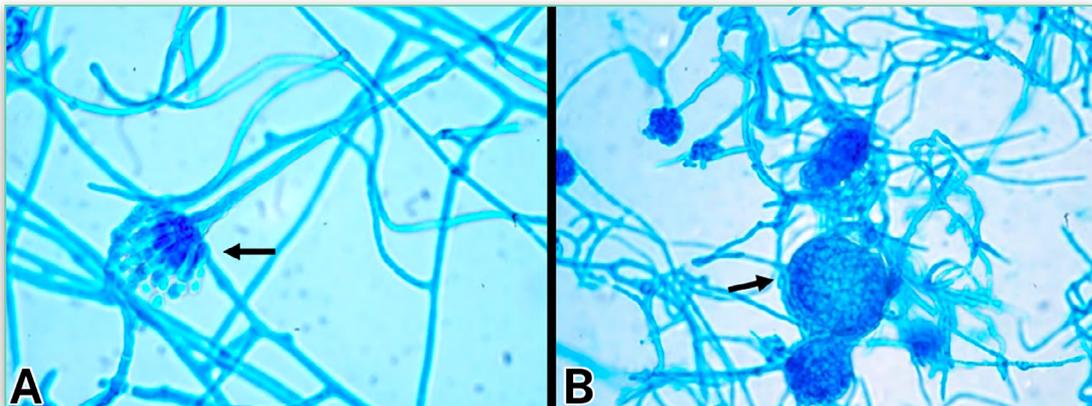


Figura 50. Cabeza conidial y cleistotecios de *Aspergillus glaucus* teñidos con azul de lactofenol (40x). **A)** Cabeza conidial. **B)** Cleistotecios.



Aspergillus nidulans

En agar dextrosa Sabouraud sus colonias son de color verde oscuro con áreas amarillas o naranjas en donde se producen los cleistotecios, con reverso morado a olivo y producción de exudado que es de color café a morado^{53,62}. En agar dextrosa papa presentan un desarrollo similar (Figura 51) y en agar Czapek Dox se desarrollan de una manera más lenta (Figura 52).

Sus cabezas conidiales son columnares, cortas, biserialadas y de color verde oscuro^{60,62,76}. Los conidióforos son cafés, cortos y de pared lisa^{62,76}. Las vesículas son semiesféricas con métulas y fiálides en su porción superior⁶². Sus conidios son globosos, ásperos y de color verde^{55,62,76}. Presenta cleistotecios que son de color café rojizos a negros y células de Hülle^{60,62,76} (Figura 53).

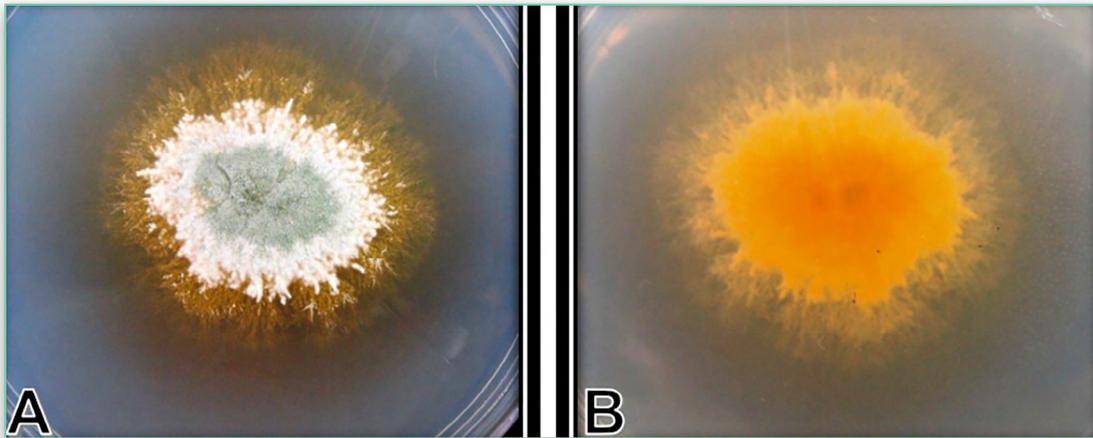


Figura 51. *Aspergillus nidulans* en ADP incubado a 30 °C por tres días. **A)** Colonia de color verde grisáceo con orillas blancas y pigmento café propagándose en el medio de cultivo. **B)** Reverso de color amarillo con pigmento café extendido en el medio.

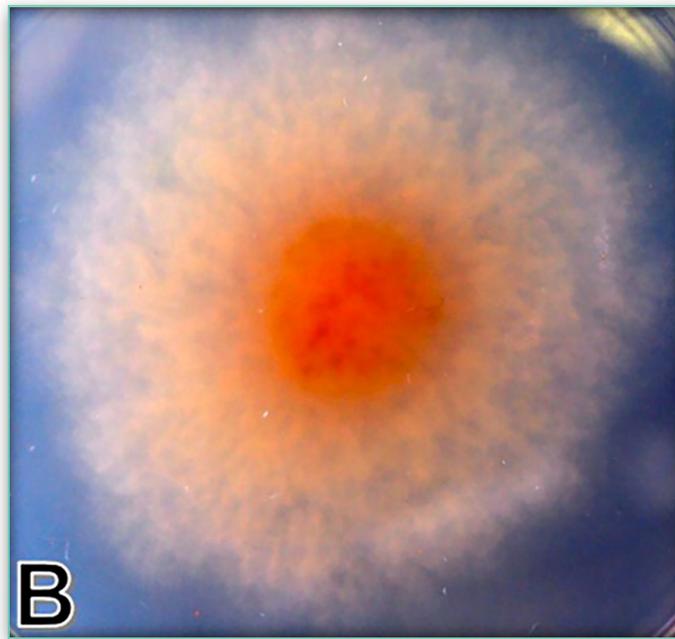
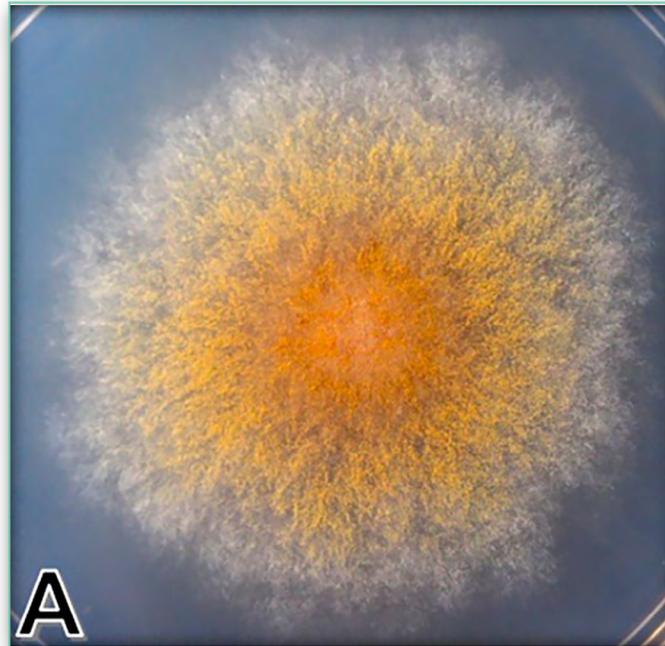


Figura 52. *Aspergillus nidulans* en agar Czapek Dox incubado a 30 °C durante tres días. **A)** Colonia de color amarillo con tonos naranjas. **B)** Reverso con pigmento café claro.

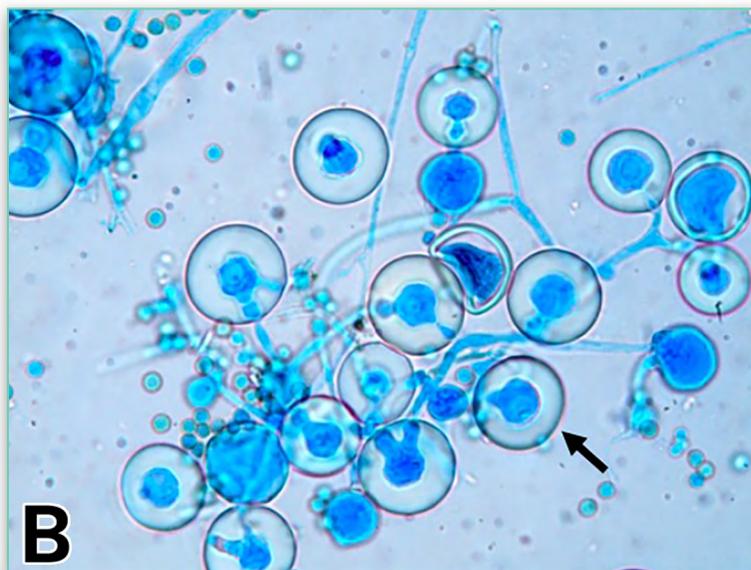
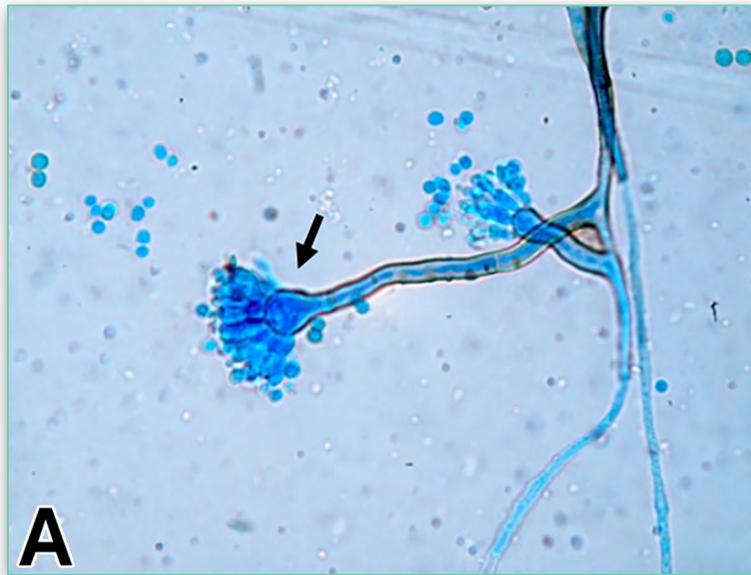


Figura 53. Cabezas conidiales y células de Hülle de *Aspergillus nidulans* teñidos con azul de lactofenol (40x).
A) Cabezas conidiales. **B)** Células de Hülle.



Aspergillus niger

En agar dextrosa Sabouraud, al inicio del desarrollo las colonias de esta especie se observan de color amarillo a blanco, conforme comienza a esporular se observa una gran cantidad de cabezas conidiales de colores café obscuro a negro, al reverso son de color blanco a amarillo^{53,62,76} (Figura 54). En agar dextrosa papa presentan un desarrollo similar (Figura 55) y en agar Czapek Dox se desarrollan de manera más lenta (Figura 56).

El micelio es hialino y las cabezas conidiales son globosas, biseriadas, de color café obscuro y radiadas^{62,76}. Los conidióforos inicialmente son hialinos y se oscurecen hacia la vesícula, las fiálides son de color café⁶². Los conidios son de forma circular, con pared áspera, de color café obscuro a negro^{55,76} (Figura 57).

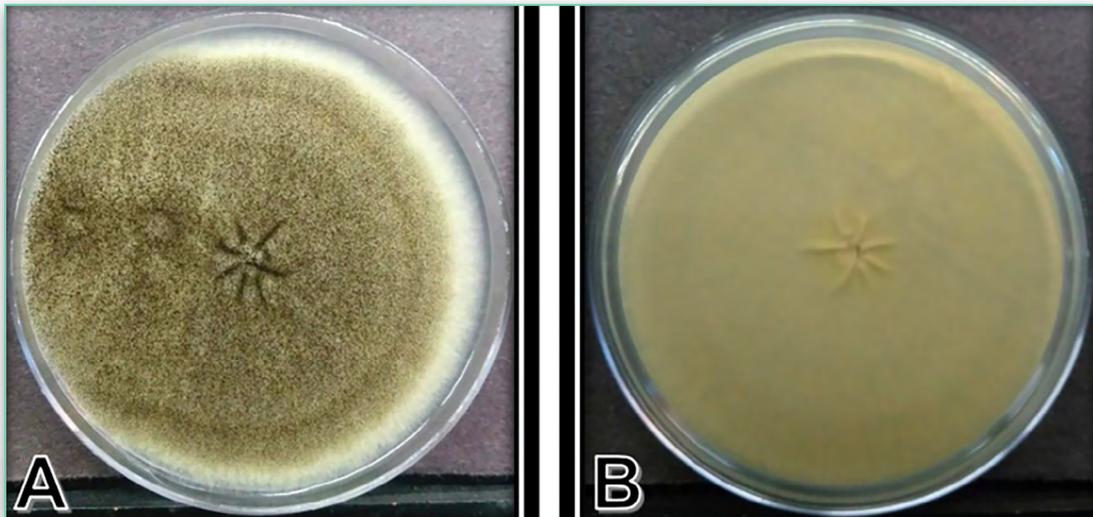


Figura 54. *Aspergillus niger* en ADS incubado a 30 °C durante cuatro días. **A)** Colonia con micelio de color blanco y gran cantidad de cabezas conidiales negras (puntos negros). **B)** Color blanco amarillento al reverso de la colonia.

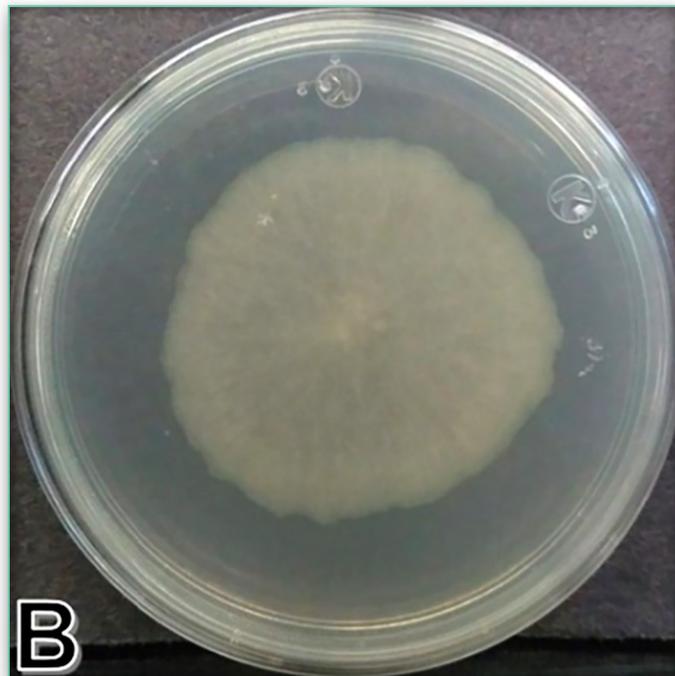
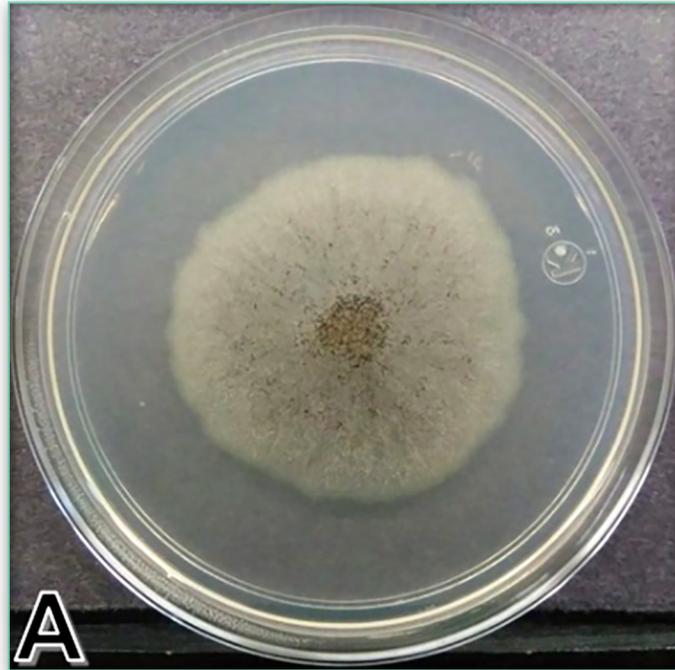


Figura 55. *Aspergillus niger* en ADP incubado a 30 °C por cuatro días. **A)** Colonia de color blanco con cabezas conidiales en color negro (puntos negros). **B)** Reverso de colonia en color blanco.

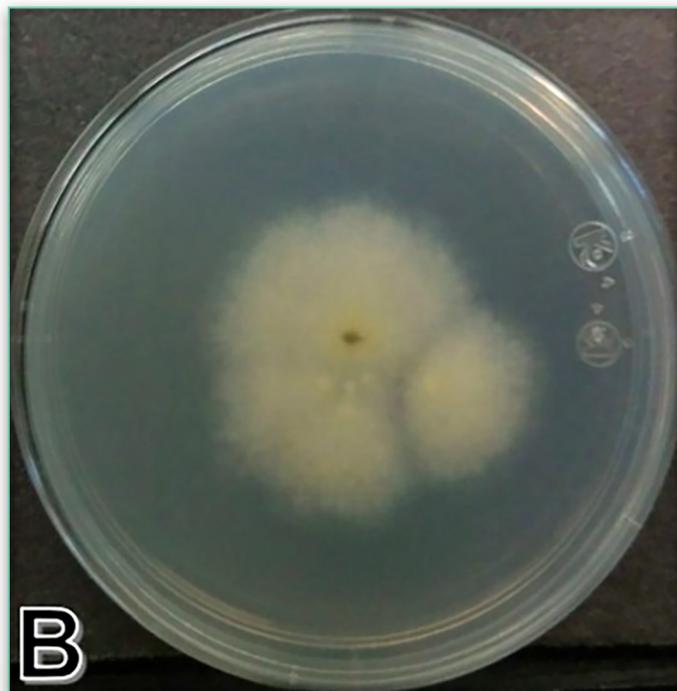
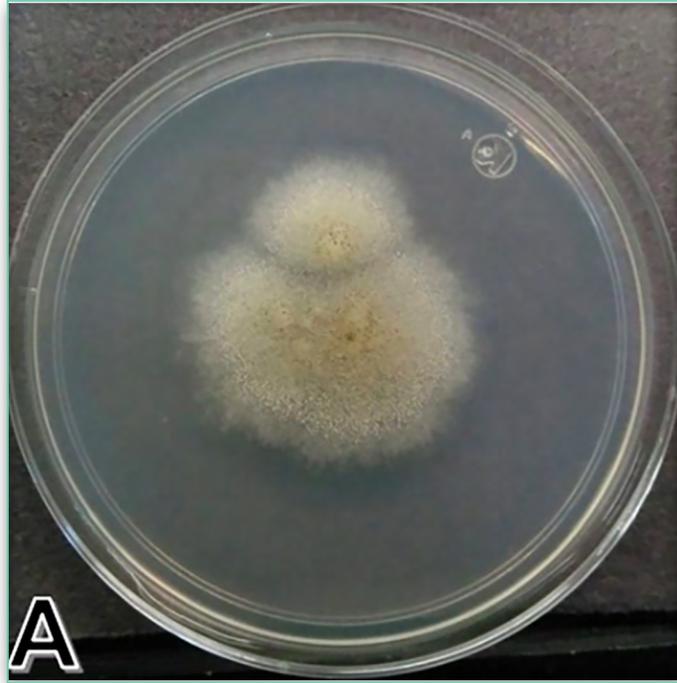


Figura 56. *Aspergillus niger* en agar Czapek Dox incubado a 30°C por cuatro días. **A)** Colonia con micelio de color blanco y textura vellosa. **B)** Reverso de la colonia en color blanco amarillento.

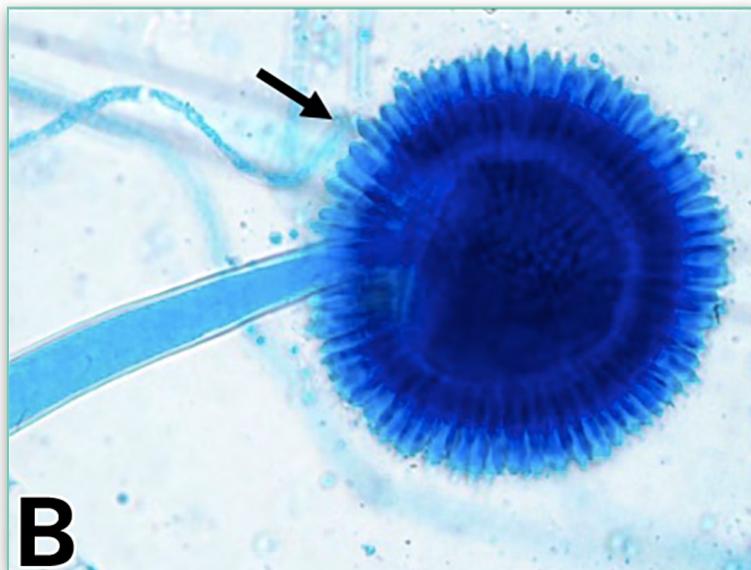
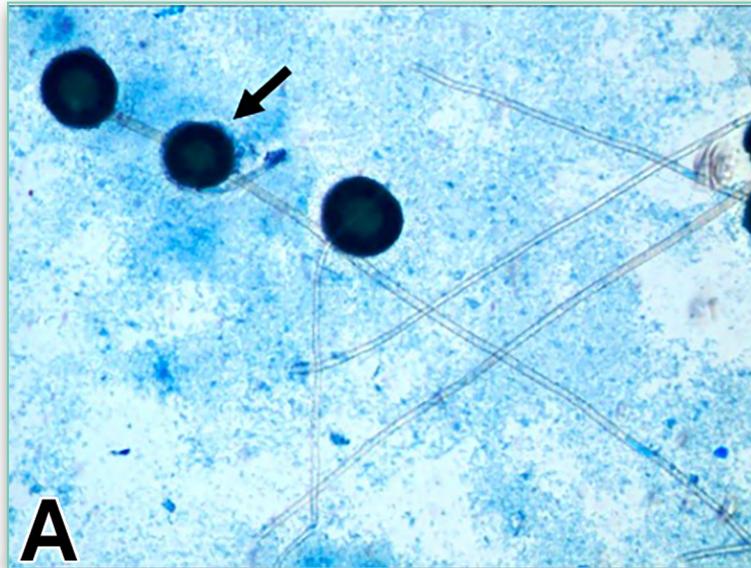


Figura 57. Cabezas conidiales de *Aspergillus niger* teñidas con azul de lactofenol, con forma globosa y fiálides biseriadas, **a)** 10x y **b)** 40x.



Aspergillus ochraceus

Las colonias en agar dextrosa Sabouraud presentan un aspecto arrugado, de color crema rosáceo a casi negro oliváceo, con el reverso de color amarillo mate o café, hacia afuera color azul turquesa⁶² (Figura 58). En agar dextrosa Papa el desarrollo de las colonias es similar (Figura 59) y en agar Czapek Dox la diferencia es que desarrollan lentamente (Figura 60).

Las cabezas conidiales son esféricas, con fiálides biserialadas que cubren toda la superficie de la vesícula⁶². Los conidios son esféricos, cuyo aspecto es liso hasta una apariencia rugosa irregular⁶² (Figura 61).

Una de sus características es que se pueden observar sus esclerotes⁶².



Figura 58. *Aspergillus ochraceus* en ADS incubado a 30 °C durante cuatro días. Colonia con desarrollo radial de color amarillo, de aspecto cremoso y vellosos.

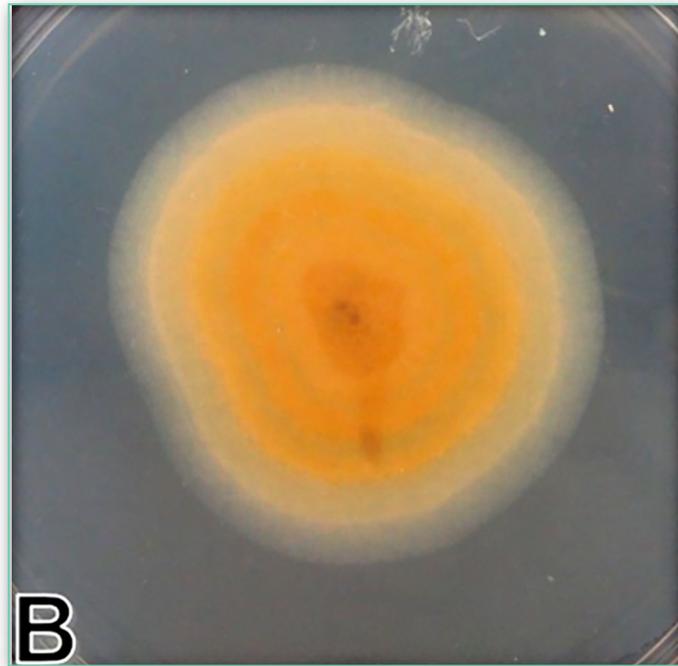
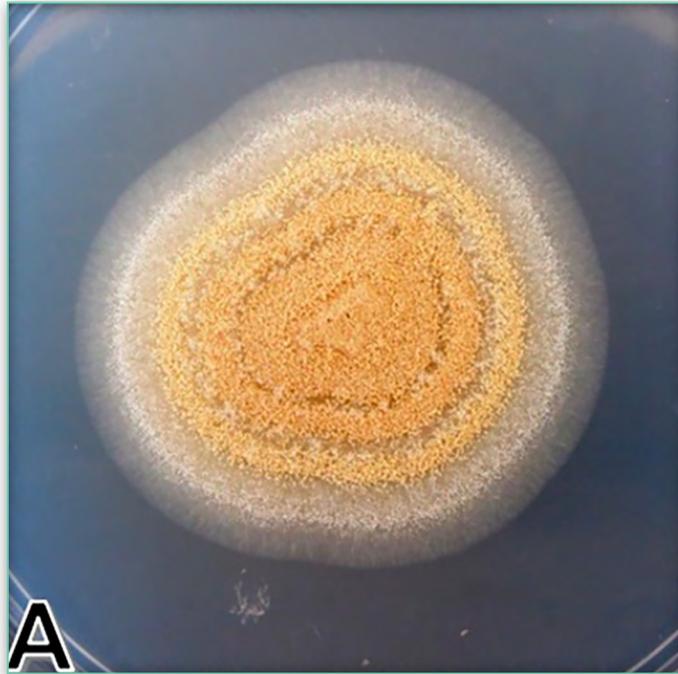


Figura 59. *Aspergillus ochraceus* en ADP incubado a 30 °C por tres días. **A)** Colonia con desarrollo radial, de color café amarillento y aspecto vellosito.
B) Reverso con pigmento color café claro.

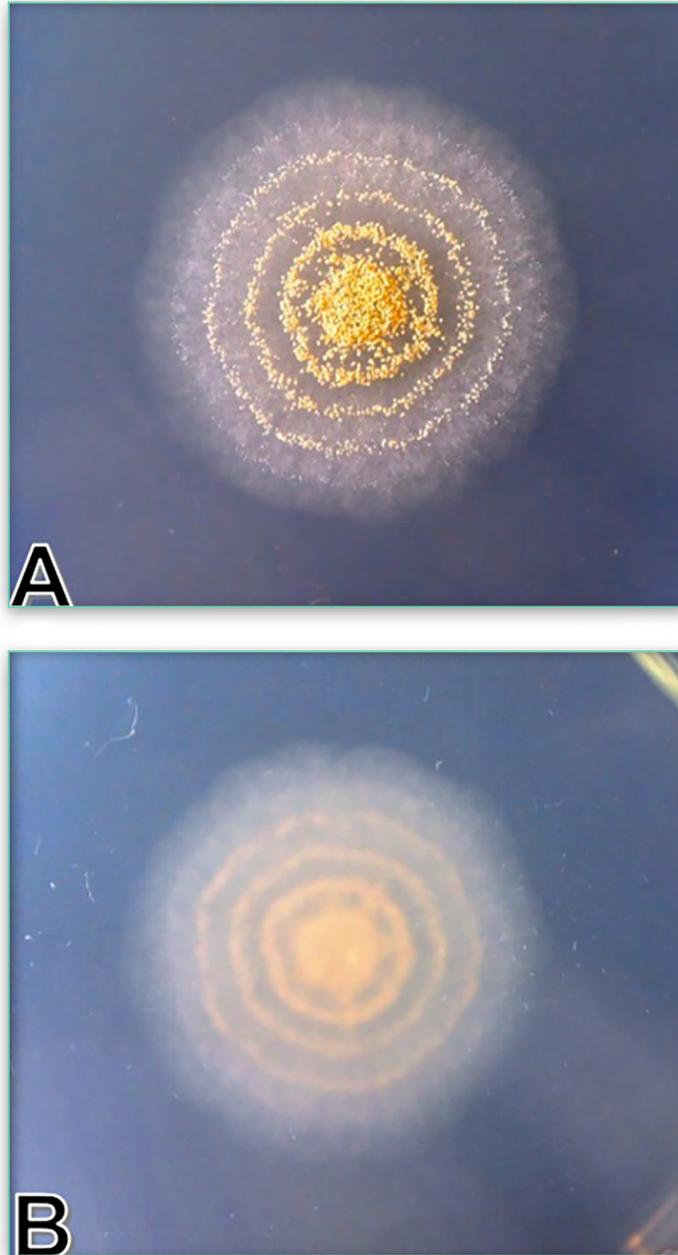


Figura 60. *Aspergillus ochraceus* en agar Czapek Dox incubado a 30 °C durante tres días. **A)** Colonia con desarrollo radial de color amarillo y aspecto vellosos. **B)** Reverso con pigmento café claro que difunde en el medio.



Figura 61. Cabezas conidiales de *Aspergillus ochraceus* teñidas con azul de lactofenol (40x). Cabezas de forma circular con fiálides biseriadas alrededor de la vesícula.

Aspergillus terreus

Las colonias desarrollan entre los 2 y 4 días, se caracteriza por su termotolerancia, la temperatura óptima de desarrollo es entre 35 y 40 °C, y temperatura máxima entre 45 y 48 °C⁶².

Sus colonias en agar dextrosa papa son de color café claro a beige, presentan textura granular cuando hay producción de conidios y al reverso de la colonia se observa de color amarillo con pigmentos amarillos que difunden al medio^{62,76} (Figura 62). En agar Czapek Dox se desarrollan lentamente (Figura 63).

Cabezas conidiales son circulares con fiálides biseriadas^{62,76}. Los conidióforos son hialinos y de pared lisa, las vesículas son globosas y los conidios son pequeños y globosos, hialinos a ligeramente amarillos y de pared lisa^{62,76} (Figura 64).

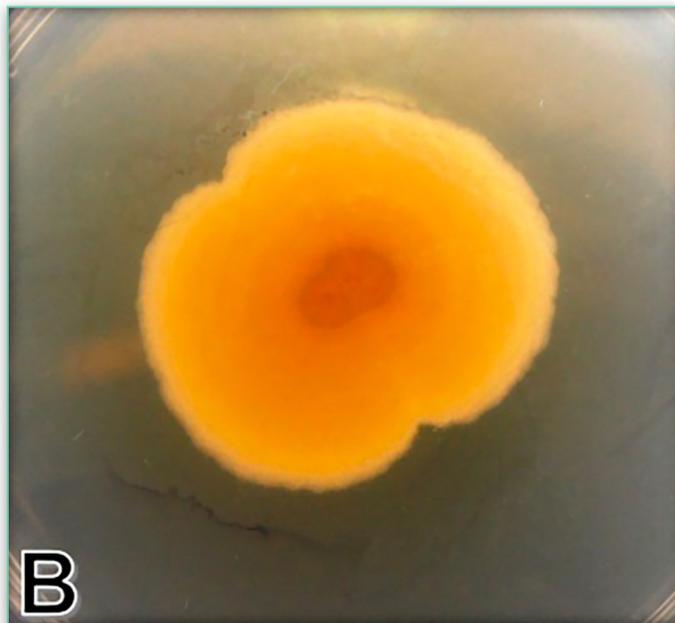


Figura 62. *Aspergillus terreus* en ADP incubado a 30°C por tres días. **A)** Colonia de color café claro con aspecto vellosa, se observa pigmento de color amarillo soluble en el medio. **B)** Al reverso es color amarillo con difusión de pigmento de color amarillo en el medio.

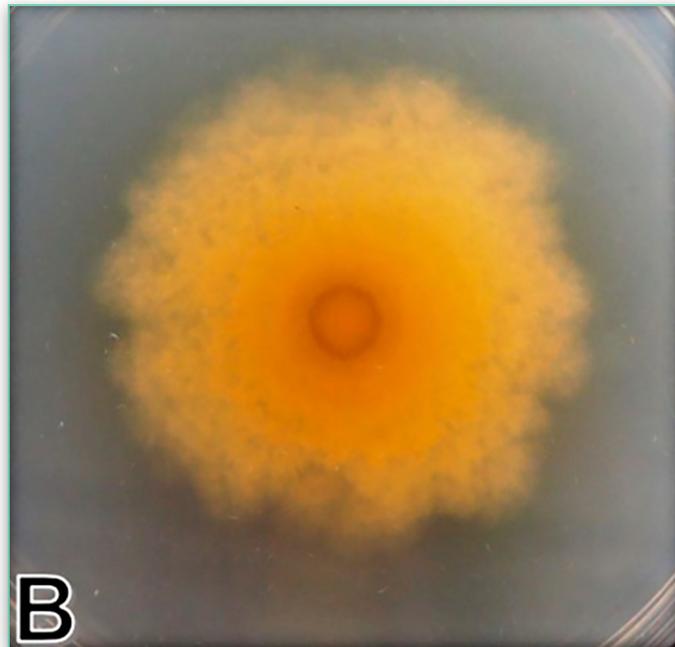
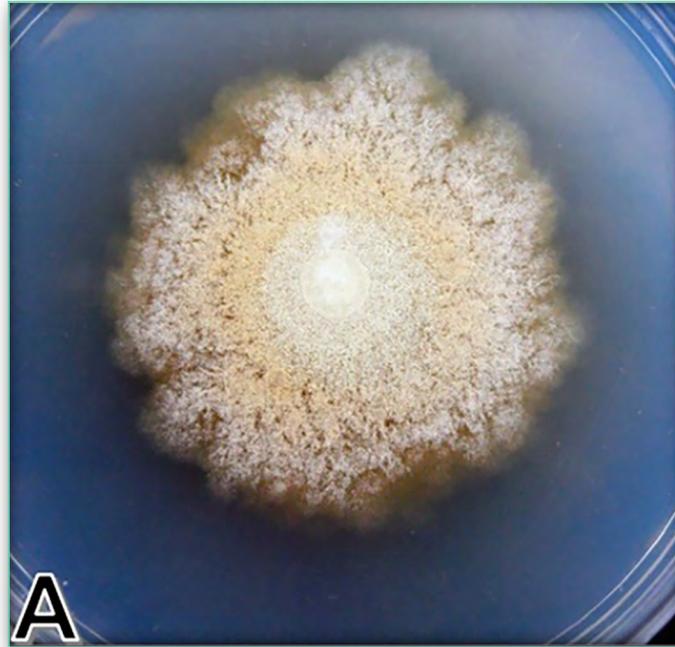


Figura 63. *Aspergillus terreus* en agar Czapek Dox incubado a 30 °C durante tres días. **A)** Colonia en color beige y aspecto vellosito con pigmento amarillo que difunde el medio de cultivo. **B)** Reverso en color amarillo y pigmento del mismo color que se difunde en el medio.

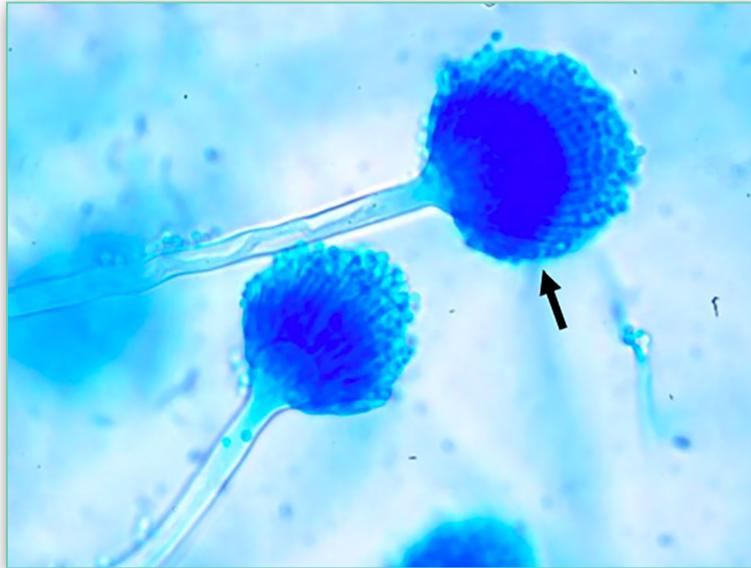


Figura 64. Cabezas conidiales de *Aspergillus terreus* teñidas con azul de lactofenol (40x). Cabezas de forma redonda con fiálides biseriadas.

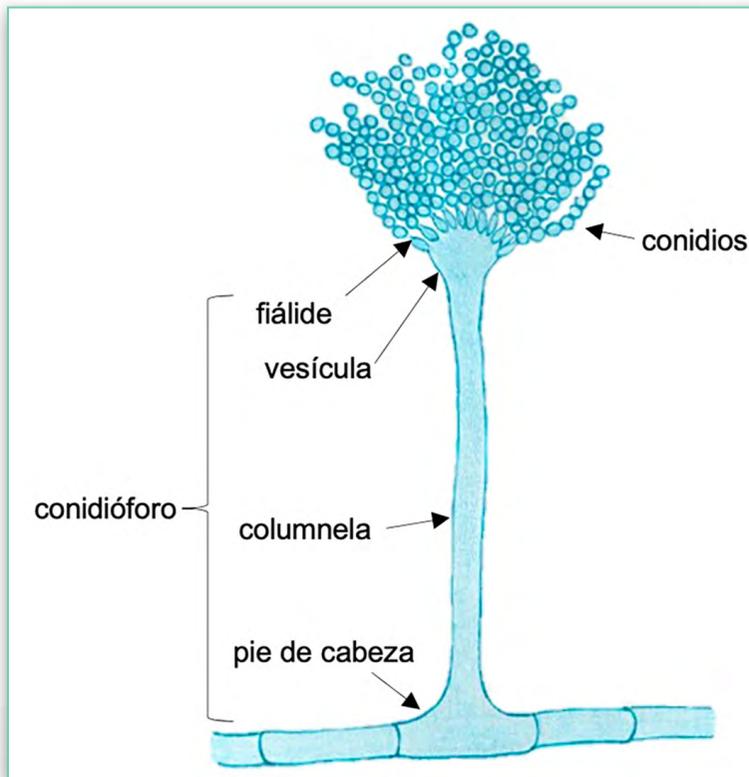


Figura 65. Componentes de la cabeza conidial de *Aspergillus* spp.



Bipolaris spp.

Es un hongo dematiáceo, con especies patógenas de plantas y patógenos oportunistas para animales, tienen una distribución mundial y se encuentran en pastos, aire y suelo^{45,77-80}. También es un agente contaminante de laboratorios⁷⁹.

Especies frecuentes

El género cuenta con alrededor de 50 especies^{45,78-80}. Entre las especies patógenas reportadas como causantes de feohifomicosis en animales, se tienen a: *Bipolaris spicifera*, *Bipolaris australiensis* y *Bipolaris hawaiiensis*^{81,82,83}. Los estudios filogenéticos recientes han reclasificado a estas especies al género *Curvularia*⁴⁵.

Especies animales afectadas

Aunque las micosis por este género son raras, hay reportes de micosis diseminada en perro con meningoencefalitis micótica⁸¹, rinitis por *Curvularia hawaiiensis* (*Bipolaris hawaiiensis*) encontrado en un caballo⁸² y lesiones en piel en un manatí⁸³ (Cuadro 8).

Cuadro 8

Manifestaciones clínicas

de *Bipolaris* spp. en animales domésticos y silvestres.

Especie animal	Localización, lesión o patología	Especie de <i>Bipolaris</i>
Caballo	Rinitis	<i>Curvularia hawaiiensis</i>
Manatí	Lesiones en piel	(<i>Bipolaris hawaiiensis</i>)
Perro	Micosis diseminada (riñón, cerebro)	<i>Bipolaris</i> spp.



Estructuras macroscópicas y microscópicas de identificación

Las colonias en agar dextrosa Sabouraud desarrollan entre las 24 y 48 horas, son de textura algodonosa o vellosa, elevadas, de color blanco o gris claro que oscurecen a gris oscuro, o café oliváceo a negro cuando maduran^{4,6,45,77-80}. Al reverso la colonia tiene pigmento de color verde oscuro a negro^{6,45,79,80} (Figura 66). En agar dextrosa papa presentan un desarrollo similar (Figura 67).

Microscópicamente el desarrollo inicial del micelio se observa hialino, conforme esporula la colonia, adquiere una tonalidad café claro, gris o negra^{78,79}. Sus hifas son septadas⁶. Los conidios son grandes, curvos y tienen forma de canoa, de huso, de pera o cilíndricos y raramente son rectos, presentan de 2 hasta 14 septos delgados de color café, con apariencia de tener una pared gruesa y germinan ambos polos (bipolar), produciendo dos tubos germinales, tal característica le confiere el nombre al género^{6,45,77-80} (Figuras 68 y 69).

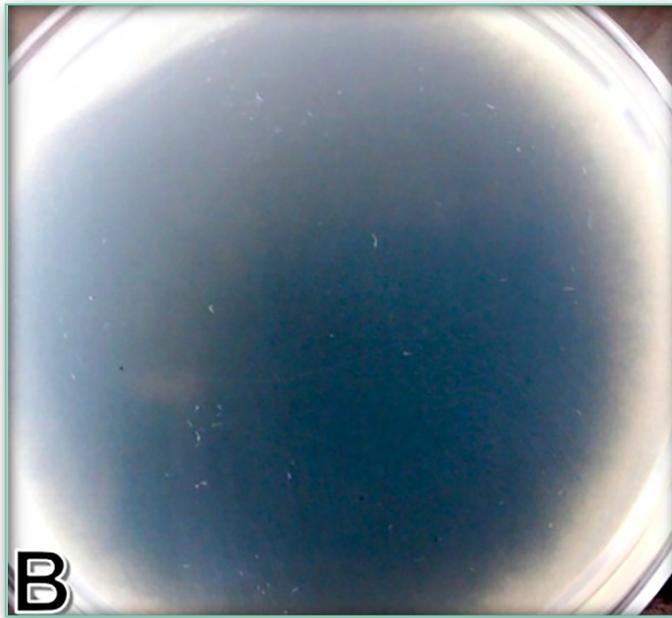
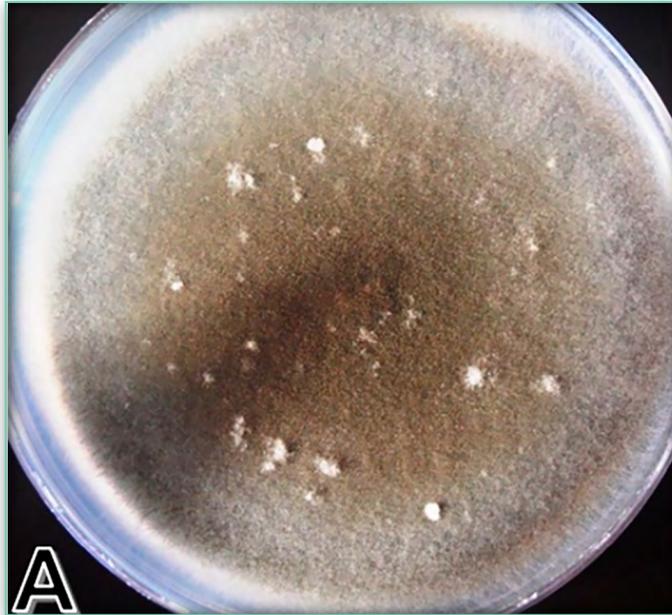


Figura 66. *Bipolaris* spp. en ADS incubado a 30 °C por 48 horas. **A)** Colonia de color café claro y textura algodonosa. **B)** Reverso en color café oscuro.

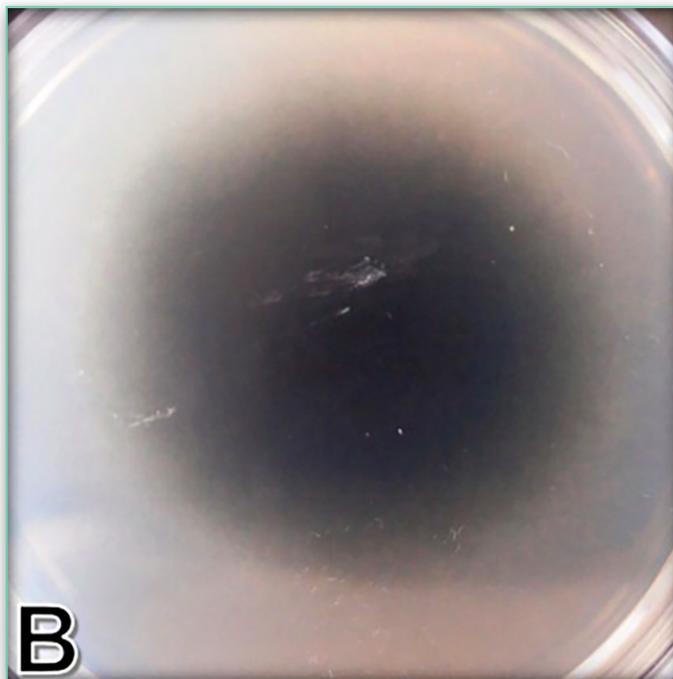
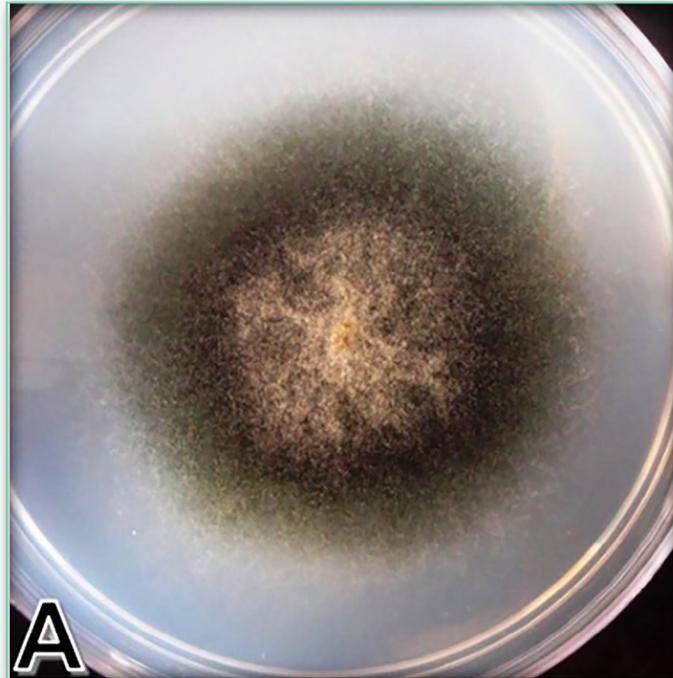


Figura 67. *Bipolaris* spp. en ADP incubado a 30 °C durante 48 horas. **A)** Colonia de color café y orilla color verde oscuro, con textura vellosa. **B)** Al reverso se observa un color verde oscuro.



Figura 68. Conidio e hifas septadas de *Bipolaris* spp. teñidos con azul de lactofenol (40x).

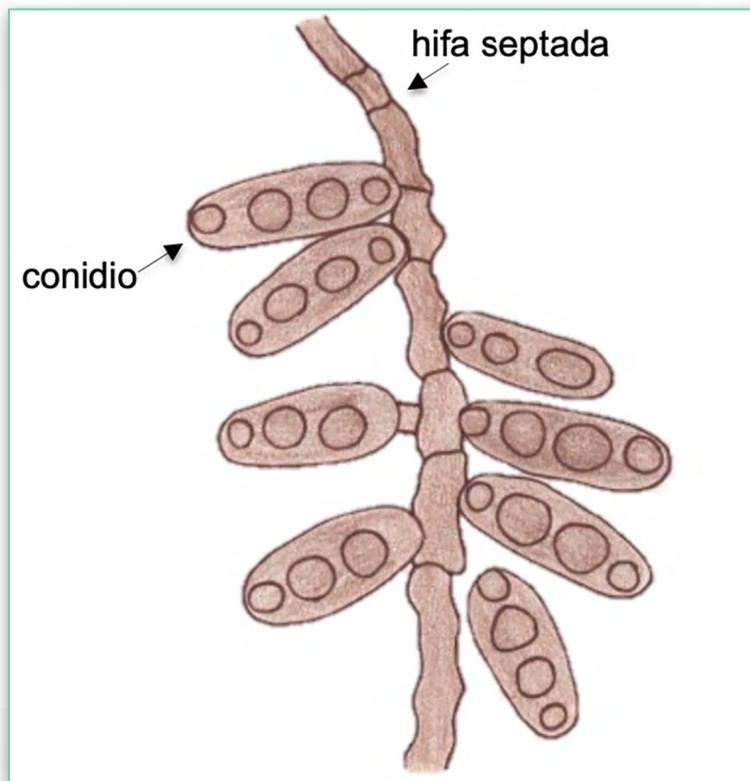


Figura 69. Estructuras microscópicas de *Bipolaris* spp.



Cladosporium spp.

Es un género de hongos ubicuos en la naturaleza, de distribución mundial y pueden aislarse del suelo, materia orgánica, aire y agua^{45,84,85}. Son hongos dematiáceos⁸⁶. Son agentes contaminantes en laboratorios y se pueden encontrar en los alimentos^{6,86}. Algunas especies representan ser agentes biológicos patógenos de plantas⁸⁵.

Especies frecuentes

El género *Cladosporium* cuenta con alrededor de 30 especies diferentes, siendo las más comunes: *Cladosporium cladosporoides*, *Cladosporium herbarum*, *Cladosporium oxysporum*, *Cladosporium sphaerospermum* y *Cladosporium elatum*^{45,84,86}.

Especies animales afectadas

En animales sanos, se ha aislado de la cavidad nasal en perros⁵¹, conjuntiva de caballos⁵⁰ y caparazón de tortugas⁵². Se han reportado casos de micosis en perros^{51,87,88}, un reporte en un panda de 18 años de edad⁸⁹ y se ha aislado del caparazón de tortugas⁵² (Cuadro 9).

El género *Cladosporium* también produce las micotoxinas emodina y cladosporina que pueden entrar al organismo por ingestión, inhalación o por contacto⁸⁵.



Cuadro 9

Manifestaciones clínicas de *Cladosporium* spp.
en animales domésticos y silvestres.

Especie	Localización, lesión o patología	Especie de <i>Cladosporium</i>
Caballos	Conjuntiva ocular sana	<i>Cladosporium</i> spp.
Perro	Microbiota nasal o con enfermedad nasal	
	Micosis diseminada	<i>Cladosporium cladosporoides</i> , <i>C. halotolerans</i>
Tortugas boba	Caparazón sano o con lesiones	<i>Cladosporium</i> spp.
Panda	Dermatitis a la altura de septo nasal	Complejo <i>Cladosporium cladosporoides</i>

Características de identificación: macroscópicas y microscópicas

Las colonias en agar dextrosa Sabouraud desarrollan completamente en un periodo de siete días, mostrándose de color verde oliváceo a café negruzco o en tonalidades grises; presentan apariencia aterciopelada o lanosa, y con la producción de conidios se vuelven polvosas^{6,45,84} (Figura 70). El reverso es de color negro oliváceo^{6,84}. En agar dextrosa papa presentan un desarrollo similar (Figura 71) y en agar Czapek Dox se desarrollan de manera más lenta (Figura 72).

Sus hifas son septadas y oscuras, los conidióforos son ramificados, usualmente producen una o más cadenas de conidios^{6,86}. Los conidios tienen formas redondas u ovaladas, cuyas paredes lisas forman cadenas ramificadas (apariencia de árbol)^{6,45} (Figuras 73 y 74).



La mayoría de las cepas no desarrollan a temperatura de 37 °C^{6,86}.



Figura 70. *Cladosporium* spp. en ADS incubado a 30 °C por 5 días. Colonias de color verde olivo y apariencia aterciopelada.

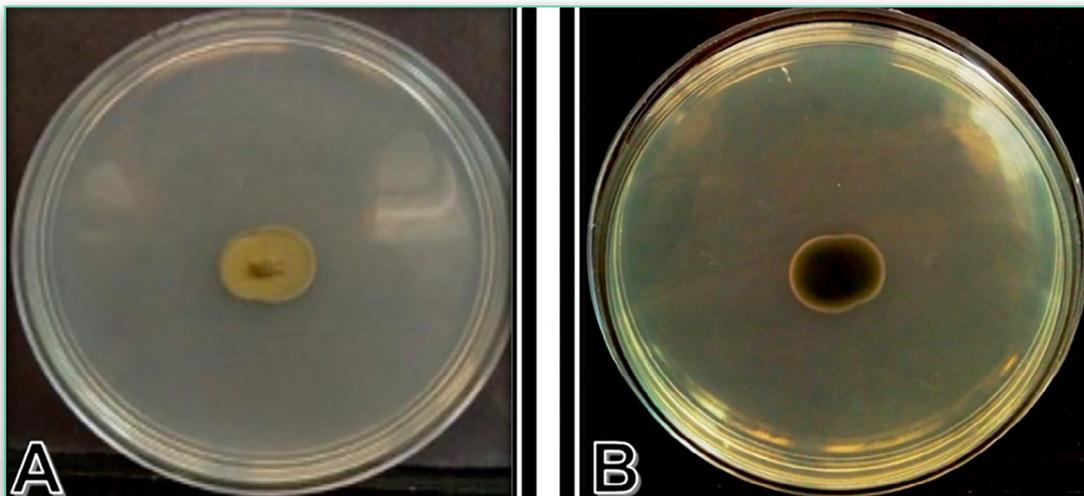


Figura 71. *Cladosporium* spp. en ADP incubado a 30 °C por 5 días. **A)** Colonia color verde olivo y apariencia aterciopelada. **B)** Reverso color negro olivo.



Figura 72. *Cladosporium* spp. en agar Czapek Dox incubado a 30°C por 5 días. Colonia color verde olivo y apariencia aterciopelada.

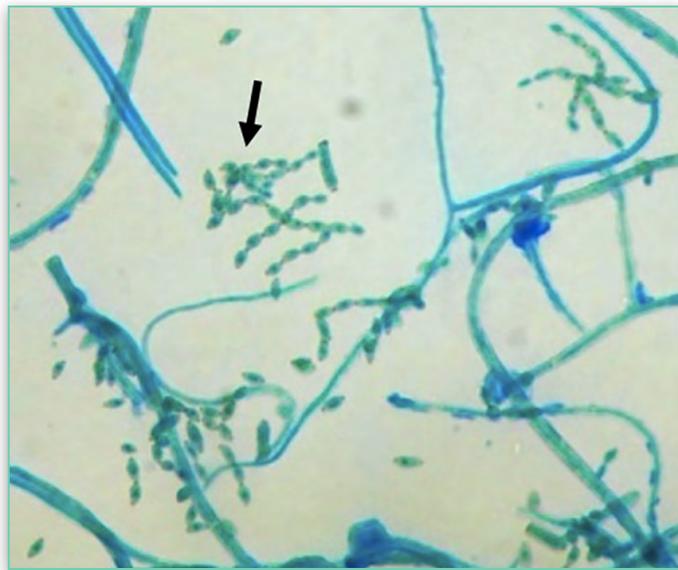


Figura 73. Conidios de *Cladosporium* spp. teñidos con azul de lactofenol, de forma ovalada y paredes lisas agrupados en cadenas ramificadas (40x).

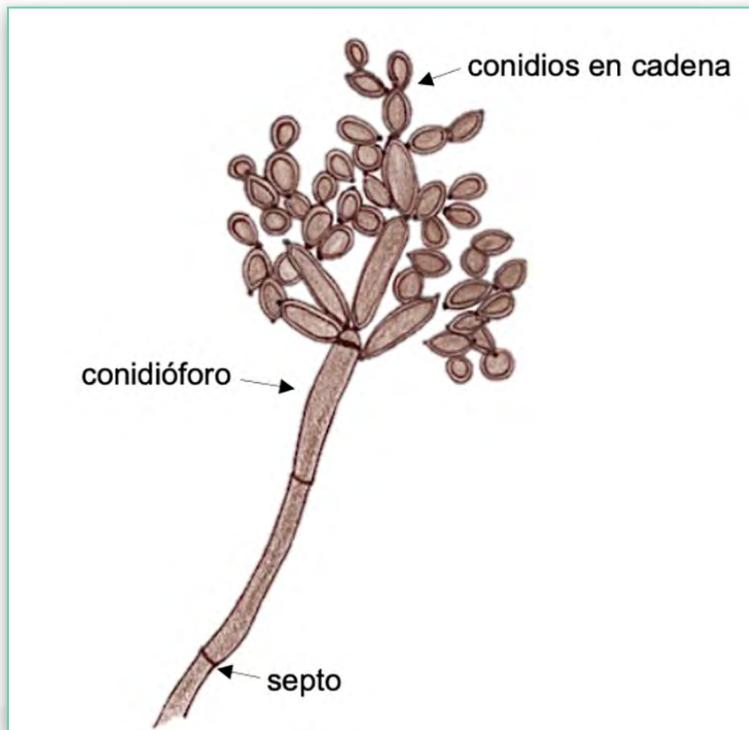


Figura 74. Estructuras microscópicas de *Cladosporium* spp.

Fusarium spp.

Es un género ampliamente distribuido en el suelo y las plantas^{45,90,91}. Muchas especies son patógenos de plantas^{6,91}. Algunas especies son patógenos oportunistas y otras son productoras de micotoxinas^{45,90,91}.

Especies frecuentes

El género cuenta con alrededor de 300 especies, entre las especies patógenas se encuentran el complejo *Fusarium solani*, complejo *Fusarium oxysporum* y complejo *Fusarium fujikuroi*⁹¹.

Algunas especies micotoxigénicas son: *Fusarium culmorum*, *Fusarium graminearum*, *Fusarium sporotrichoides*, *Fusarium cerealis* (*F. crookwellense*), *Fusarium acuminatum*,



Fusarium equiseti, *Fusarium proliferatum*, *Fusarium verticillioides*, *Fusarium armeniacum* y *Fusarium pseudograminearum*⁹².

Especies animales afectadas

Las especies del género *Fusarium* afectan diversas zonas anatómicas de los animales domésticos, por ejemplo, son causantes de problemas oculares, onicomycosis y dermatomycosis⁹³, pododermatitis en gatos⁹⁴, onicomycosis en perros⁹⁵, micosis en bolsas gurgutales⁶⁴ y se ha reportado en la conjuntiva de caballos sanos⁵⁰. En especies marinas se ha reportado como causante de dermatitis en leones marinos sudamericanos⁹⁶, en necrosis cuticular en camarones⁹⁷, en tortugas con y sin lesiones superficiales⁵², dermatitis y micosis diseminada en caballitos estriados de mar⁹⁸, así como branquitis y lesiones en caparazón de cacerolas de mar⁹⁹ (Cuadro 10).

Cuadro 10

Manifestaciones clínicas de *Fusarium* spp.
en animales domésticos y silvestres.

Animal	Localización, lesión o patología	Especie de <i>Fusarium</i>
Gato	Pododermatitis	<i>Fusarium proliferatum</i>
Perro	Onicomycosis	<i>Fusarium</i> spp.
Caballo	Ojo sano	
	Micosis en bolsas gurgutales	
León marino sudamericano (<i>Otaria flavescens</i>)	Dermatitis y onicomycosis	
Camarón patiblanco	Necrosis cuticular	



Animal	Localización, lesión o patología	Especie de <i>Fusarium</i>
Cacerolas de mar (<i>Limulus polyphemus</i>)	Branquitis, lesiones en caparazón ventral y dorsal	Especies de complejo <i>F. solani</i>
Caballitos estriados de mar (<i>Hippocampus erectus</i>)	Dermatitis, micosis sistémica	
Tortugas Boba (<i>Caretta caretta</i>)	Lesiones en piel, caparazón y generalizadas	<i>F. keratoplasticum</i> , halotipos del complejo <i>F. solani</i> , <i>F. oxysporum</i> y <i>F. brachygibbosum</i>
	Sanas	Halotipos del complejo <i>F. solani</i>

Aún cuando son causantes de micosis en animales domésticos y acuáticos, la mayor relevancia de este género micótico se debe a la producción de micotoxinas, provocando contaminación en el alimento de los animales^{14,47}. A continuación las toxinas producidas por el género *Fusarium* spp^{92,100}:

- ▶ Ácido fusárico
- ▶ Acuminatum
- ▶ Aurofusarina
- ▶ Beauvericina
- ▶ Butenolida
- ▶ Ciclonerodiol
- ▶ Ciclonerotriol
- ▶ Clamidosporol
- ▶ Culmorina



- ▶ Eniáticas
- ▶ Equisetina
- ▶ Fumonisin
- ▶ FB1
- ▶ FB2
- ▶ FB3
- ▶ Fusaproliferina
- ▶ Fusarinas
- ▶ Fusarocromanona
- ▶ Moniliformina
- ▶ Naftoquinonas
- ▶ Tricotecenos
- ▶ Toxina T-2
- ▶ Diacetoxiscipenol
- ▶ Deoxinivalenol o vomitoxina
- ▶ Nivalenol
- ▶ Zearalenona

De esa lista, las micotoxinas más estudiadas y documentadas son ^{92,100,101}:

Las fumonisin, que contaminan cereales, en general tienen efectos carcinogénicos, siendo los caballos muy sensibles a la FB1 con efectos neurotóxicos o hepatotóxicos:

Los tricotecenos son toxinas gastrointestinales, genéticas dermatotoxinas, inmunotoxinas y hematotoxinas.

La zearalenona tiene un efecto estrogénico y aunque varias especies de *Fusarium* producen zearalenona, *Fusarium graminearum* es la principal especie causante de efectos estrogénicos en animales de producción.



Características de identificación: macroscópicas y microscópicas

Las colonias en agar dextrosa Sabouraud desarrollan de dos a cuatro días y presentan colores pálidos o brillantes, dependerá de la especie la presentación del color blanco, crema, café claro, salmón, canela, amarillo, rojo, violeta o morado^{4,6,45,90,91}. Son de textura y apariencia algodonosas, planas y extendidas⁹⁰. El reverso de la colonia puede no estar pigmentado, observándose de color café claro, rojo, morado oscuro o café^{6,90} (**Figura 75**). En agar dextrosa papa presentan un desarrollo similar (**Figura 76**).

Sus hifas son hialinas y septadas, se caracterizan por desarrollar dos tipos de conidióforos, los que producen macroconidios y otros que producen microconidios^{6,90}. Los macroconidios tienen forma de huso, hoz o canoa, son hialinos y se cuentan de 3 a 5 septos^{6,45,90,91}. Los microconidios son uni o bicelulares, piriiformes, fusiformes u ovalados^{4,6,45,90,91}. Algunas especies producen clamidoconidios^{4,6,45,90,91} (**Figuras 77 y 78**).

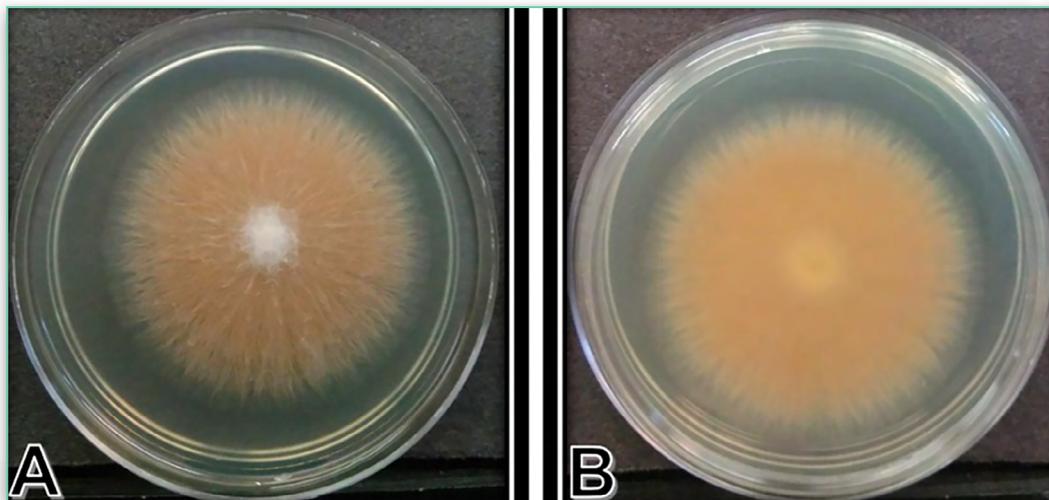


Figura 75. *Fusarium* spp. en ADS incubado a 30°C por 4 días.
A) Colonia extendida con aspecto algodonoso y en color naranja. **B)** Reverso color naranja.

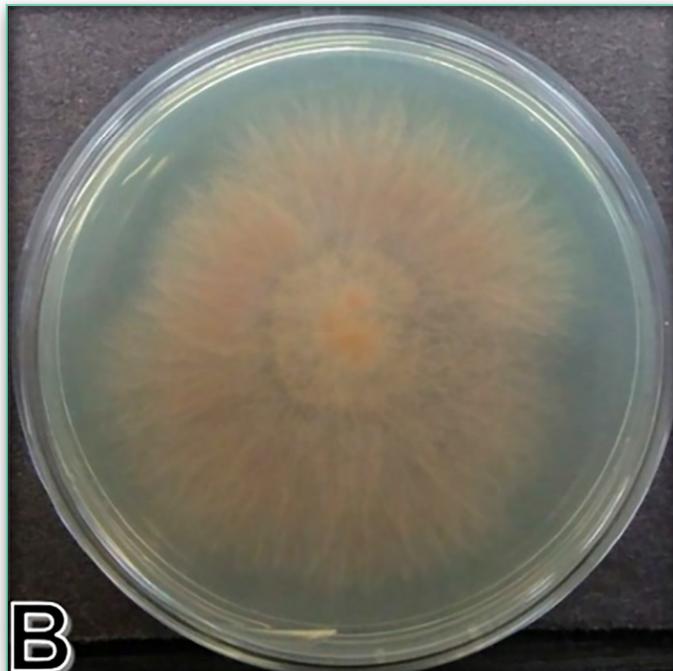
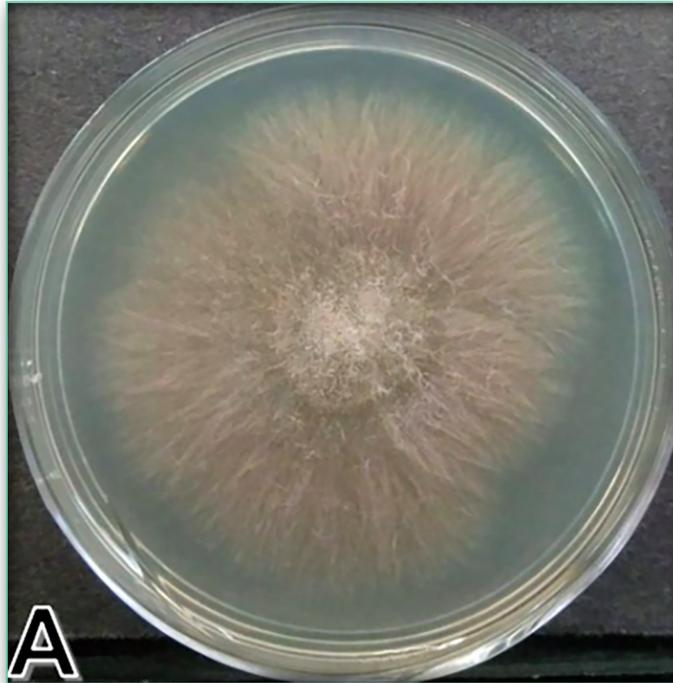


Figura 76. *Fusarium* spp. en ADP incubado a 30°C por 5 días. **A)** Colonia extendida y plana con aspecto lanoso en color rosado. **B)** Reverso de la colonia en color rosado.

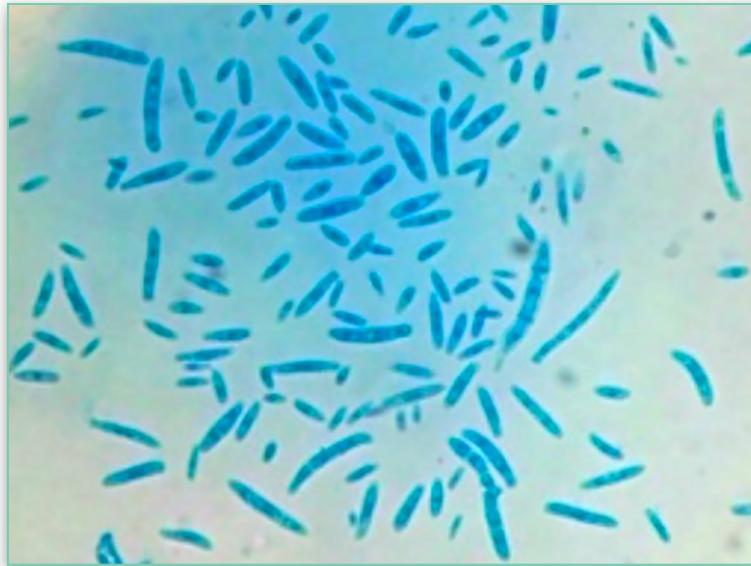


Figura 77. *Fusarium graminearum*. Macroconidios y microconidios teñidos con azul de lactofenol (40x).

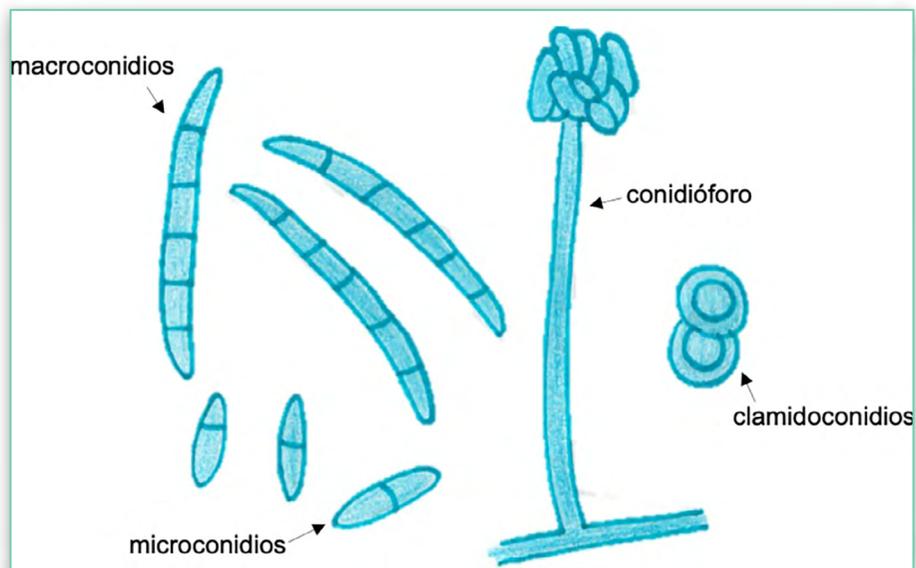


Figura 78. Estructuras microscópicas de *Fusarium* spp.



Geotrichum spp.

Género micótico de distribución mundial, para su aislamiento se le puede encontrar en: suelo, aire, agua, aguas residuales, leche, productos lácteos, ensilados, plantas, cereales y aparato digestivo de mamíferos^{45,102,103}.

Especies micóticas

La especie más común es *Geotrichum candidum*¹⁰³ de entre otras especies como *Geotrichum clavatum* (*Saprochaete clavata*) y *Geotrichum fici*¹⁰³.

Relevancia clínica

En animales domésticos sanos se ha aislado de la conjuntiva ocular de caballos⁵⁰, del aparato reproductor de yeguas¹⁰⁴ y en la leche de borrega¹⁰⁵. Como causante de micosis se ha reportado en aborto bovino¹⁰⁶, dermatomicosis en caballos^{107,108}, y se encontró en un caso de tonsilitis en un cerdo destetado¹⁰⁹ (Cuadro 11).

Cuadro 11

Manifestaciones clínicas de *Geotrichum*
spp. en animales domésticos.

Especie animal	Localización, lesión o patología	Especie de <i>Geotrichum</i>
Vaca	Aborto bovino	<i>Geotrichum candidum</i>
Caballos	Dermatomicosis	
Cerdo (lechón)	Tonsilitis	
Caballo (yeguas)	Aparato reproductivo sano	<i>Geotrichum</i> spp.
Borrega (sana)	Leche	
Caballo	Conjuntiva ocular sana	



Estructuras macroscópicas y microscópicas de identificación

Las colonias en agar dextrosa Sabouraud desarrollan entre los 2 y 4 días, tienen aspecto plano, están secas y finamente aterciopeladas, o húmedas y levaduriformes, de color blanco a crema, el reverso la colonia no está pigmentada^{6,45,102,103} (Figura 79). En agar dextrosa papa presentan un desarrollo similar (Figura 80) y en agar Czapek Dox desarrollan de manera más lenta (Figura 81).

Presenta hifas verdaderas hialinas y septadas que al fragmentarse forman cadenas de artroconidios, los cuales son unicelulares, rectangulares con las puntas redondeadas asemejando un barril^{6,45,102,103} (Figuras 82 y 83). Aunque la apariencia de la colonia es levaduriforme, no producen blastoconidios¹⁰².

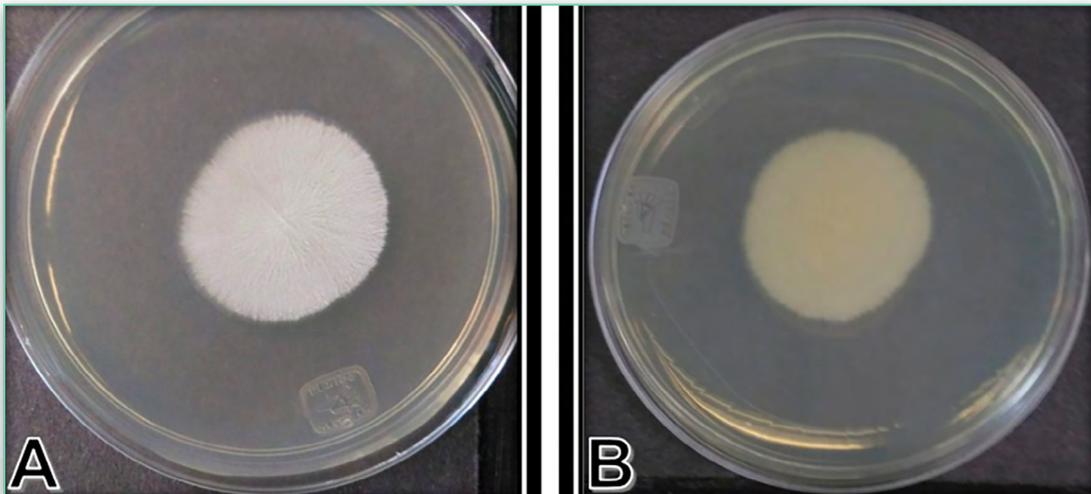


Figura 79. *Geotrichum candidum* en ADS incubado a 30°C por 4 días. **A)** Colonia plana de color blanco. **B)** Reverso de la colonia sin pigmento.

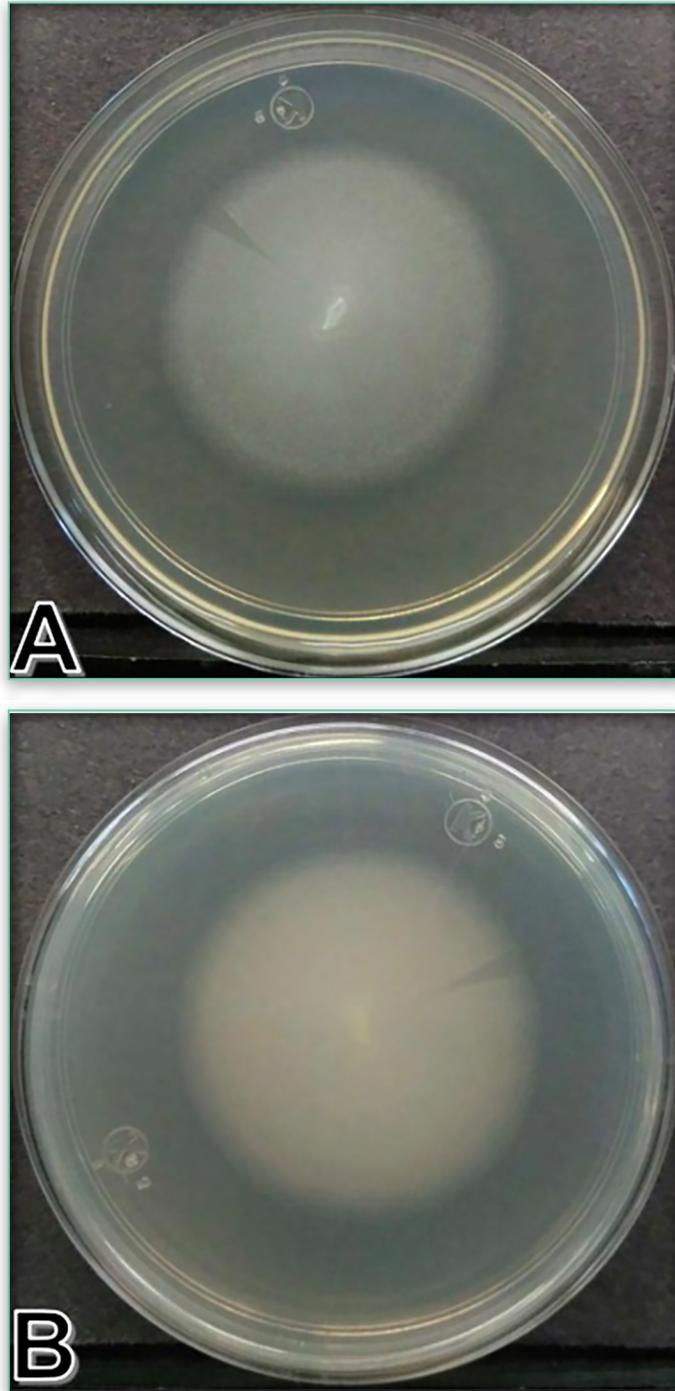


Figura 80. *Geotrichum candidum* en ADP incubado a 30 °C por 4 días. **A)** Colonia plana de color blanco. **B)** Reverso de la colonia de color blanco.

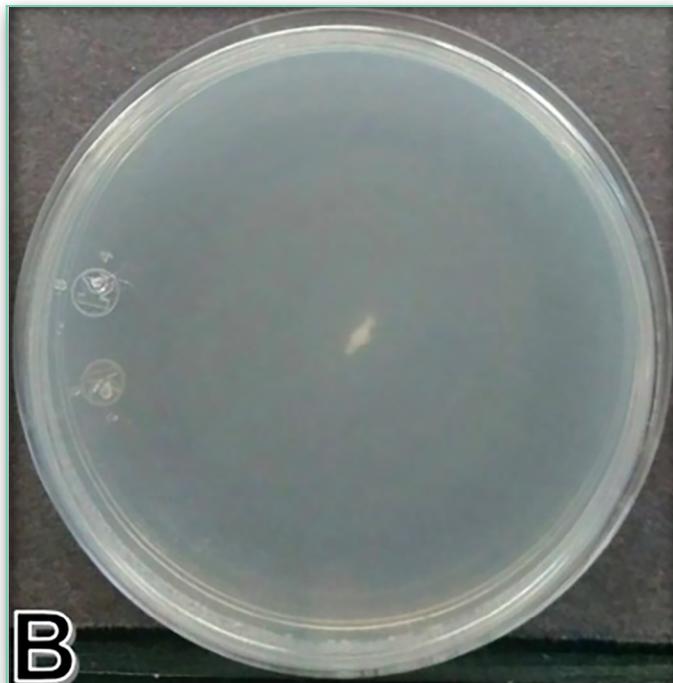


Figura 81. *Geotrichum candidum* en agar Czapek Dox incubado a 30 °C por 4 días. Se puede apreciar el lento desarrollo del hongo (casi imperceptible).



Figura 82. Arthroconidios rectangulares con orillas redondeadas de *Geotrichum candidum* teñidos con azul de lactofenol (40x).

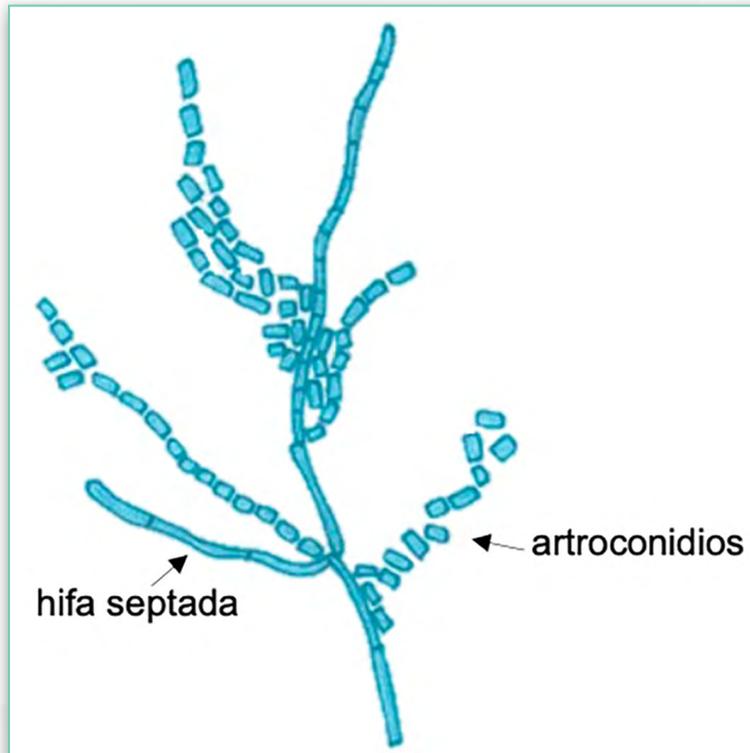


Figura 83. Hifas y artroconidios de *Geotrichum* spp.



Lichtheimia spp. (*Absidia* spp.)

Es un hongo ubicuo, saprófito de distribución mundial^{6,110,111}. Se puede encontrar en vegetales, frutas en descomposición, en el suelo y como contaminante en el laboratorio^{6,110,111,112}.

Especies frecuentes

El género contempla varias especies que comparten la característica de la termotolerancia, entre ellas *Lichtheimia corymbifera*, *Lichtheimia ramosa*, *Lichtheimia ornata*, *Lichtheimia hyalospora* y *Lichtheimia sphaerocystis*¹¹⁰.

Mediante métodos moleculares se ha identificado al complejo *Lichtheimia corymbifera*, que incluye tres especies: *Lichtheimia corymbifera*, *Lichtheimia ramosa* y *Lichtheimia ornata*^{6,112}.

Especies animales afectadas

Este género micótico es la causa de casos de aborto^{110,113,114} y enfermedades gastrointestinales en vacas¹¹⁰. Tanaka *et al.*, 2019 levantaron un reporte de mucormicosis en un becerro con lesiones en mucosa nasal, nervios olfatorios, bulbo olfatorio y abomaso (Cuadro 12).



Cuadro 12

Manifestaciones clínicas de *Lichtheimia* spp. en bovinos.

Especie animal	Localización, lesión o patología	Especie de <i>Lichtheimia</i>
Vacas	Aborto micótico	<i>Lichtheimia corymbifera</i>
Vaca (becerro)	Lesiones micóticas en mucosa nasal, nervios olfatorios, bulbo olfatorio y abomaso	<i>Lichtheimia ramosa</i>

Estructuras macroscópicas y microscópicas de identificación

Las colonias de *Lichtheimia corymbifera* en agar dextrosa Sabouraud desarrollan entre 12 y 24 horas, la superficie es de apariencia lanuda que asemeja a un algodón de azúcar, al principio son de color blanco y se tornan de color gris claro conforme avanzan los días de desarrollo^{6,45,112} (Figura 84). En agar dextrosa papa presentan un desarrollo similar (Figura 85) y en agar Czapek Dox lo hacen de manera más lenta (Figura 86).

Es una especie termotolerante, la temperatura óptima para su desarrollo es de 35 a 37°C, con temperaturas máximas de 45 a 50°C^{6,45,112}. Su desarrollo es inhibido por la cicloheximida⁶.

Tiene hifas hialinas no septadas. Sus esporangióforos son hialinos o ligeramente pigmentados, ramificados y se levantan en puntos del estolón entre los rizoides. Presenta rizoides escasos (hifas que asemejan raíces). Sus esporangios son relativamente pequeños y piriformes con columnela cilíndrica o semicircular y apófisis pronunciada. Cuando se disuelve la



pared del esporangio permanece un collarete. Sus esporangioconidios son redondos a ovales, hialinos a grises y de pared lisa^{6,45,112} (Figuras 87 y 88).

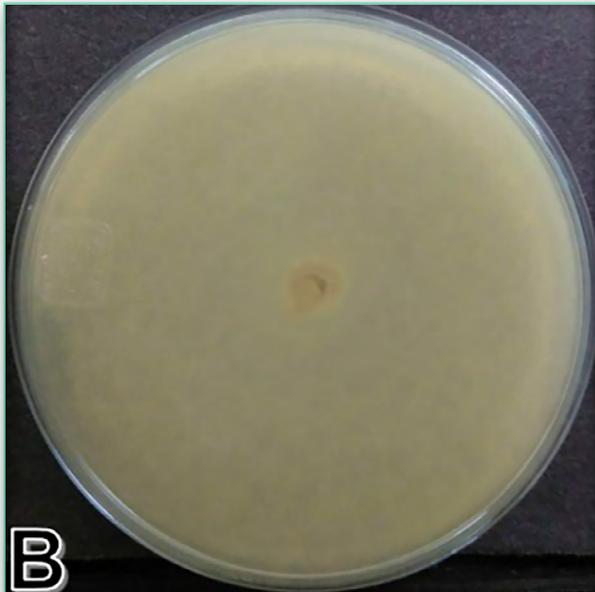
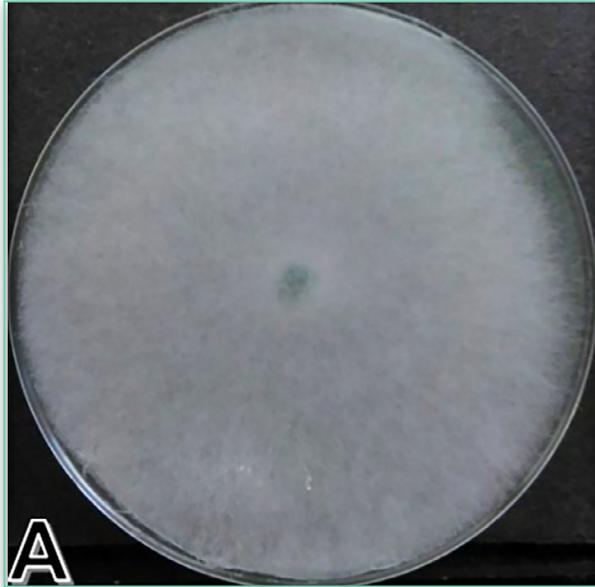


Figura 84. *Lichtheimia corymbifera* en ADS incubado a 30°C por 5 días. **A)** Colonia de color blanco con apariencia lanuda. **B)** Reverso de la colonia no pigmentado.



Figura 85. *Lichtheimia corymbifera* en ADP incubado a 30°C por 5 días. Colonia de color blanco gris con aspecto lanudo.



Figura 86. *Lichtheimia corymbifera* en agar Czapek Dox incubado a 30°C por 5 días. Colonia en tonalidad de color blanco a gris.



Figura 87. Esporangio piriforme e hifas no septadas de *Lichtheimia corymbifera* teñidos con azul de lactofenol (40x).

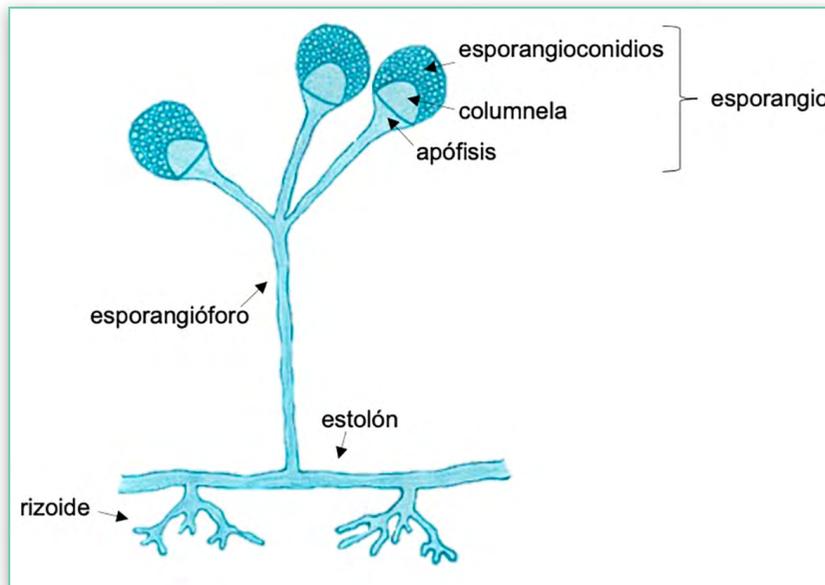


Figura 88. Estructuras microscópicas de *Lichtheimia* spp.



Microsporium spp.

Este género micótico pertenece al grupo de los dermatofitos. Los dermatofitos son hongos capaces de degradar la queratina⁷. Se clasifican según su hábitat en: a) zoofílicos, cuando se aíslan principalmente de animales, b) antropofílicos, aislamiento realizado en humanos y c) geofílicos, cuando se aísla el hongo del suelo⁷. Los antropofílicos y zoofílicos se encuentran más adaptados a ciertas especies animales, mientras que los geofílicos tienen la función de degradar desechos queratinizados en el suelo. Las micosis que producen los dermatofitos son denominadas dermatomycosis y son micosis superficiales que afectan cualquier parte del cuerpo y son de carácter zoonótico¹¹⁶.

Especies frecuentes

Las especies más comunes son *Microsporium canis* y *Nannizzia gypsea* (*Microsporium gypseum*).

De acuerdo con análisis filogenéticos, especies como *Microsporium gypseum* y *Microsporium nanum*, han sido incorporados al género *Nannizzia*, al igual que *Microsporium gallinae*, en la actualidad denominado *Lophophyton gallinae*^{45,117,118}.

Especies animales afectadas

Los dermatofitos provocan una micosis superficial o cutánea y son transmisibles entre individuos por contacto directo con un individuo infectado o con un objeto contaminado^{7,116}. Este tipo de infecciones son comunes en animales de compañía, de producción y en fauna silvestre¹¹⁶.



Microsporium canis es frecuentemente aislado en perros y gatos, los gatos son considerados reservorios del hongo y también afecta a los caballos¹¹⁶. En el caso de esta especie, se ha reportado a *Microsporium canis* disgónico, haciendo referencia a los aislamientos que presentan mutaciones reflejadas en su morfología macroscópica y microscópica. Los macroconidios se observan deformados en comparación a los macroconidios de un *Microsporium canis* normal¹¹⁹.

Lophophyton gallinae (*Microsporium gallinae*) provoca dermatofitosis aviar y las lesiones pueden observarse en cresta y papada¹¹⁶.

Estructuras macroscópicas y microscópicas

Son hongos de hifas septadas⁴⁵. Las especies de este género producen macro y microconidios aunque no siempre estén presentes ambos⁴⁵. Los macroconidios son fusiformes, con varios septos, y con una pared gruesa y áspera⁴⁵; se presentan en forma de mazo y son unicelulares^{45,120}.

Microsporium canis

Dermatofito zoofílico de distribución mundial^{45,116,118,121}. Las colonias de *Microsporium canis* se desarrollan en agar dextrosa Sabouraud en promedio de 4 a 7 días a 30 °C¹²⁰. Las colonias son planas, algodonosas, de color blanco, con pigmento amarillo o café dorado al reverso, aunque puede haber cepas no pigmentadas^{4,7,45,118} (**Figura 89**). En Dermatophyte Test Medium



(DTM) se aprecia el cambio de color del medio de cultivo al desarrollarse el hongo (Figura 90) y en agar Czapek Dox desarrolla lentamente (Figura 91).

Al microscopio los macroconidios son fusiformes con una gran cantidad de septos, que van de 5 a 14 septos, donde la parte externa contiene espículas que dan la apariencia de una pared espinosa^{4,7,45,118,120}. Los microconidios son piriformes y escasos^{45,118,120} (Figuras 92 y 100).

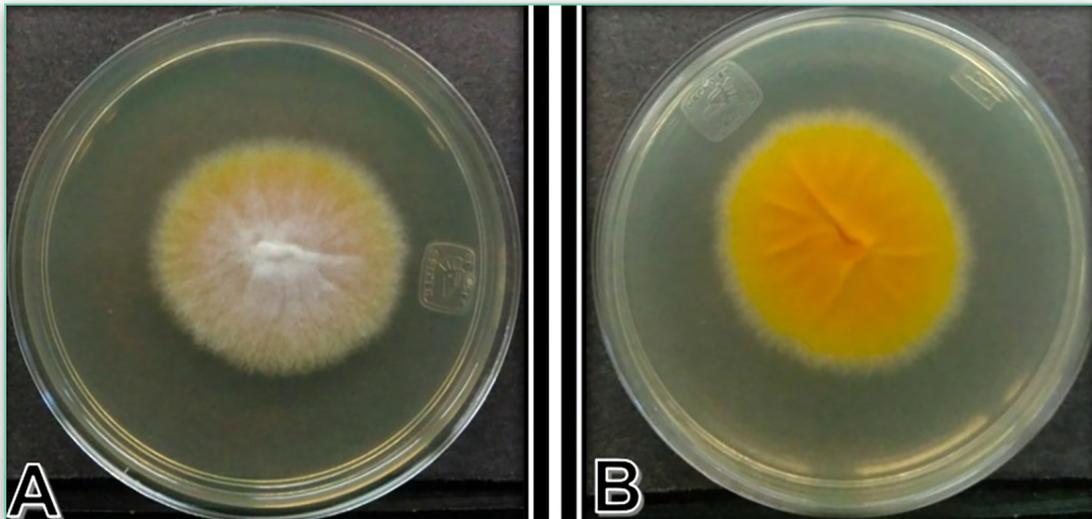


Figura 89. *Microsporium canis* en ADS incubado a 30°C por 7 días.

A) Colonia con apariencia algodonosa de color blanco al centro y extremos en color amarillo. **B)** Al reverso con pigmento amarillo característico de esta especie.

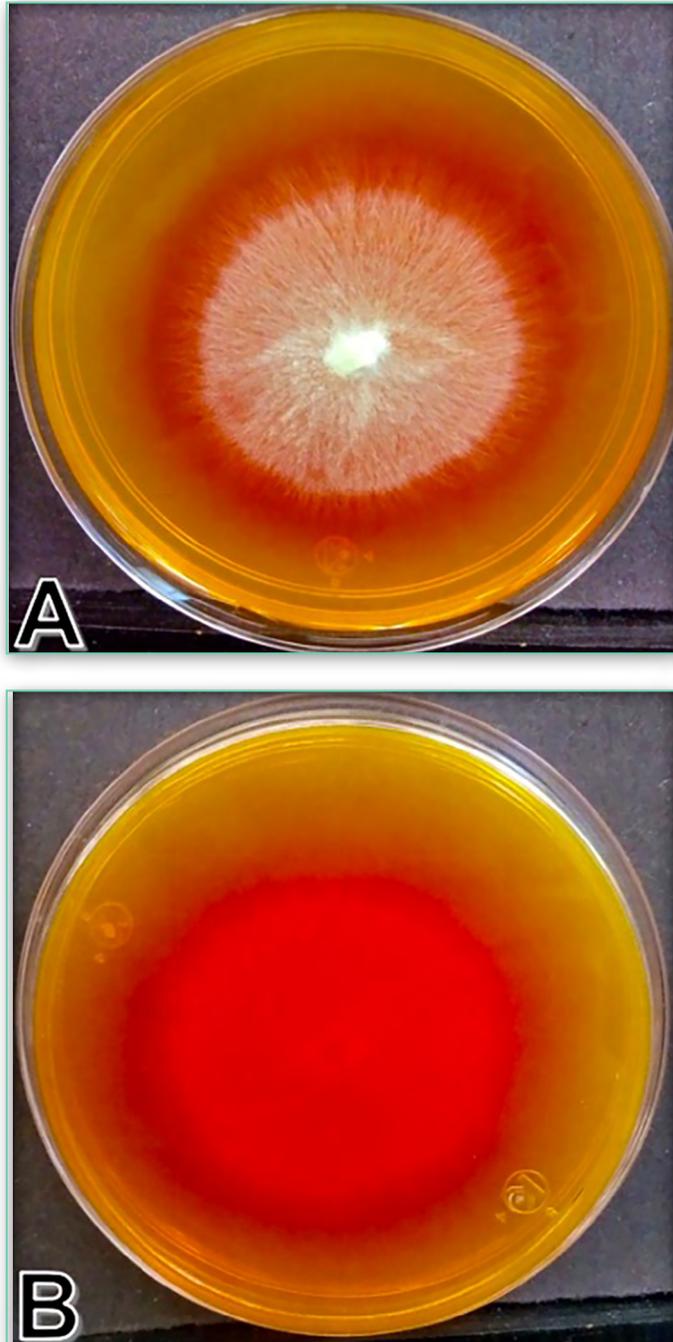


Figura 90. *Microsporium canis* en DTM incubado a 30 °C por 10 días. **A)** Colonia vellosa de color blanco. **B)** Al reverso donde se aprecia el cambio de color del medio a rojo por modificación del pH.

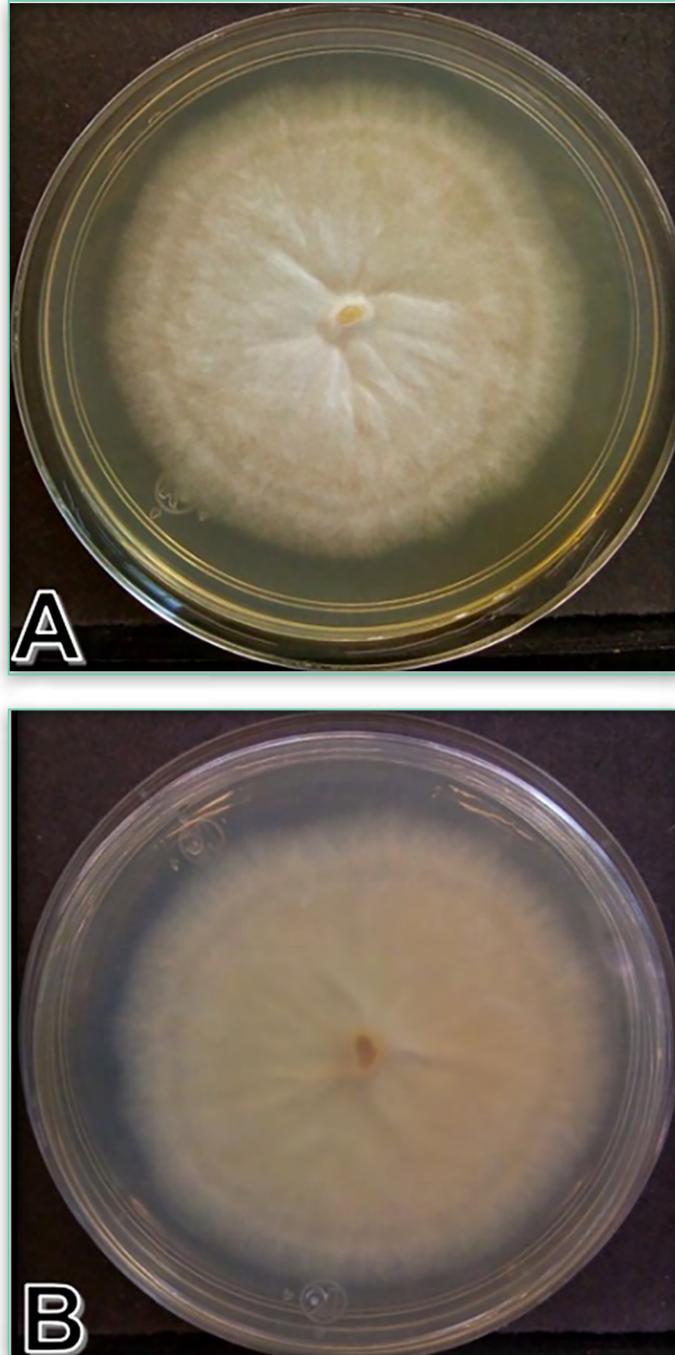


Figura 91. *Microsporium canis* en agar micobiótico incubado a 30°C por 10 días. **A)** Colonia de apariencia algodonosa y color blanco. **B)** Al reverso en color blanco con ligero pigmento amarillento.

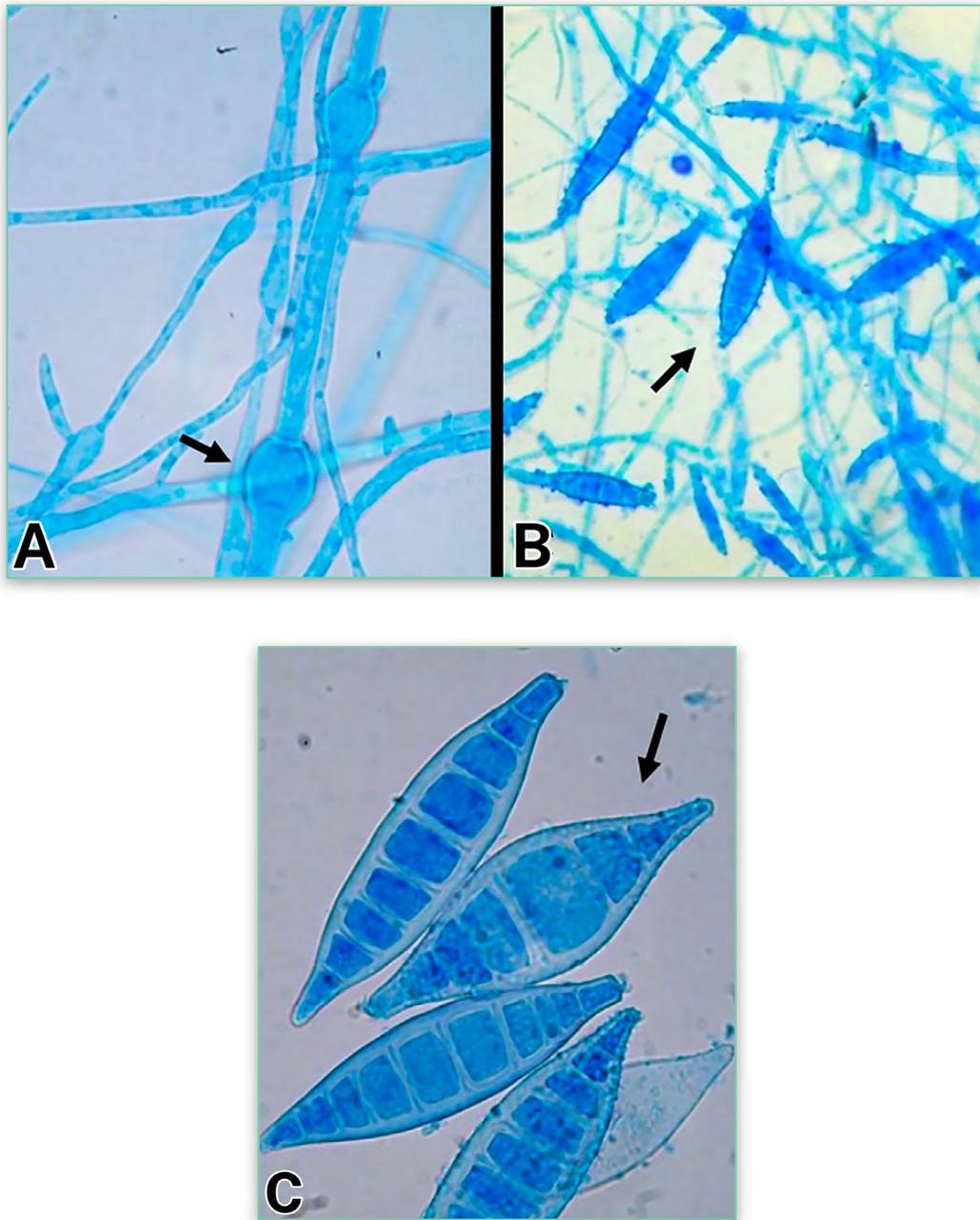


Figura 92. Estructuras de *Microsporium canis* teñidos con azul de lactofenol. **A)** Clamidoconidios (40x). **B)** Macroconidios fusiformes septados (40x). **C)** Macroconidios (100x).



Microsporium canis disgónico

Las colonias tienen una apariencia arrugada, vellosa, de color blanco. Al reverso presentan un pigmento naranja al centro y amarillo a las orillas¹¹⁸ (Figura 93).



Figura 93. *Microsporium canis* disgónico en agar micobiótico incubado a 30 °C por 14 días. **A)** Colonia con apariencia algodonosa de color blanco. **B)** Reverso de la colonia con pigmento amarillo característico.



Al microscopio, se observan macroconidios deformes¹¹⁹ (Figura 94).

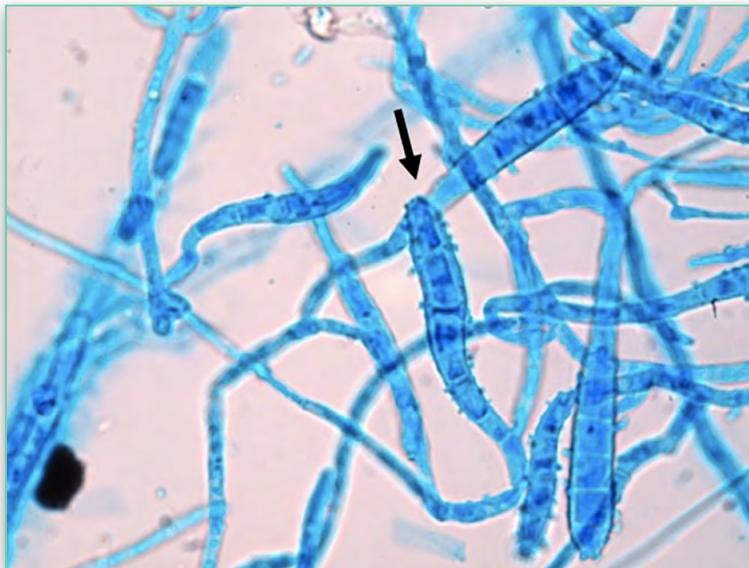


Figura 94. Macroconidios deformes y alargados de *Microsporium canis* disgónico teñidos con azul de lactofenol (40x).

Nannizzia gypsea (Microsporium gypseum)

Dermatofito geófilo de distribución mundial^{45,118,121}. Las colonias en agar dextrosa Sabouraud desarrollan en cinco días aproximadamente, son de apariencia plana, extendida y pulverulenta, de color beige a café claro, al reverso se observan con pigmento en color amarillo a café y tonos rojizos con el centro oscuro^{4,7,45,120} (Figura 95). En agar micobiótico presentan un desarrollo diferente (Figura 96).

Al microscopio, presentan abundantes macroconidios elipsoidales, simétricos, de pared delgada, ligeramente rugosos, con un extremo redondeado y un promedio de 5 a 6



septos^{4,7,45,120}. Los microconidios son escasos y piriformes o con forma de mazo^{45,120} (Figura 97).

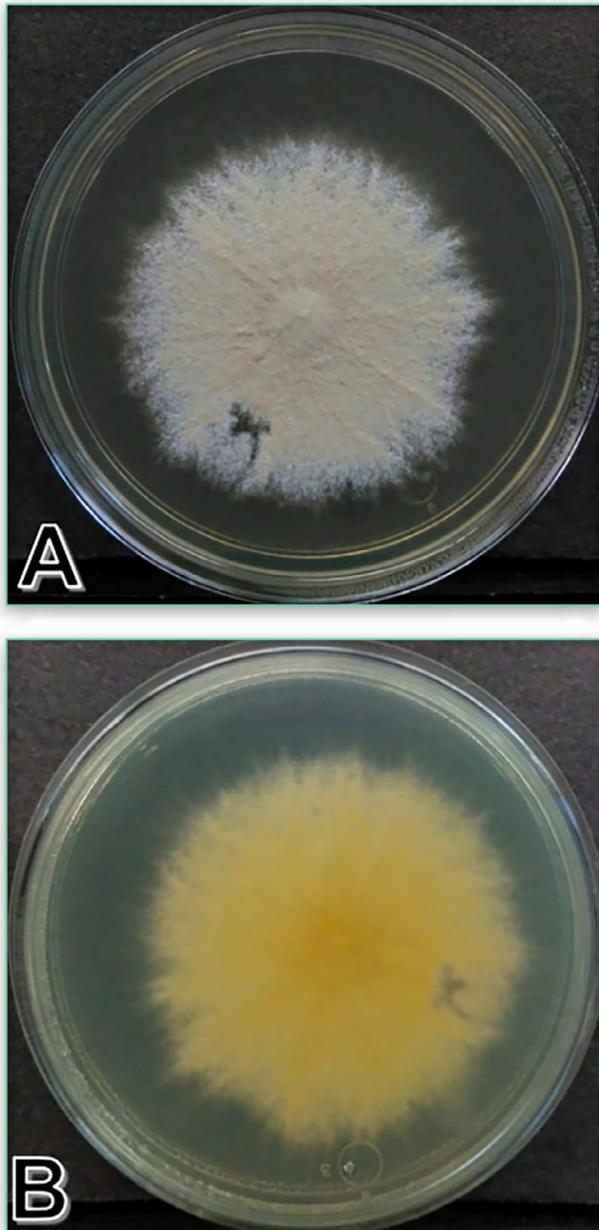


Figura 95. *Nannizzia gypsea* (*Microsporium gypseum*) en ADS incubado a 30 °C por 11 días. **A)** Colonia granular de color beige. **B)** Reverso de la colonia en color amarillo pálido.

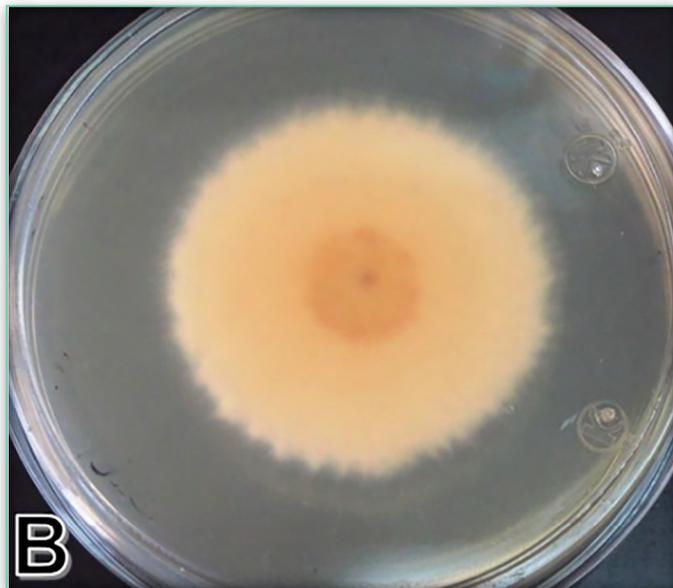


Figura 96. *Nannizzia gypsea* (*Microsporium gypseum*) en agar micobiótico incubado a 30 °C por 7 días. **A)** Colonia granular con centro café claro y orilla blanca. **B)** Reverso de la colonia en color café claro.

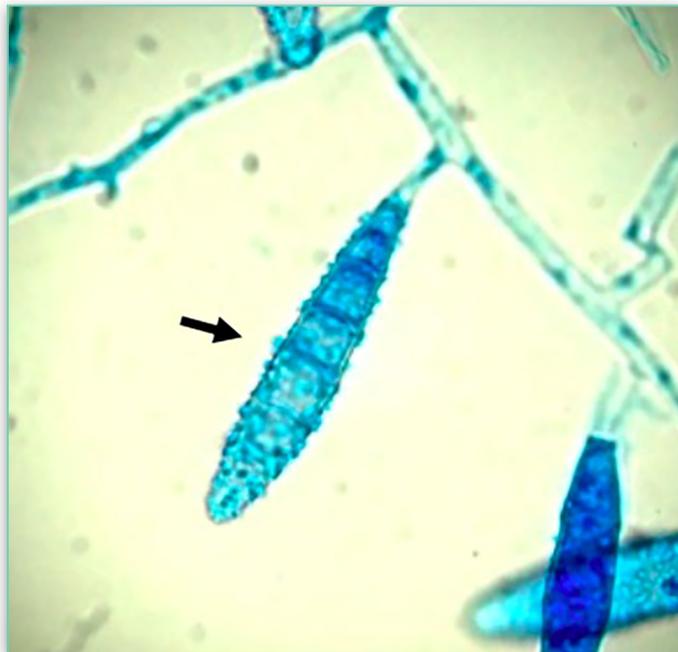


Figura 97. Macroconidios con pared simple, de apariencia rugosa y con seis septos de *Nannizzia gypsea* (*Microsporium gypseum*) teñidos con azul de lactofenol (40x).

Nannizzia nana (*Microsporium nanum*)

Es una especie geofílica y zoofílica adaptada a los cerdos. Sus colonias son de apariencia plana, de color blanco a beige oscuro, de consistencia algodonosa o polvosa, a veces con surcos en la superficie^{4,118-122} (**Figura 98**).

Al microscopio los macroconidios son piriformes u ovoides, con uno a dos septos^{4,118,120}. Los microconidios son escasos o ausentes, cuando están presentes son piriformes o con forma de mazo¹²⁰ (**Figura 99**).



Figura 98. *Nannizzia nana* (*Microsporium nanum*) en ADS a 30 °C por 4 días. Colonia algodonosa de color beige con orilla blanca y ligeros surcos en su superficie.

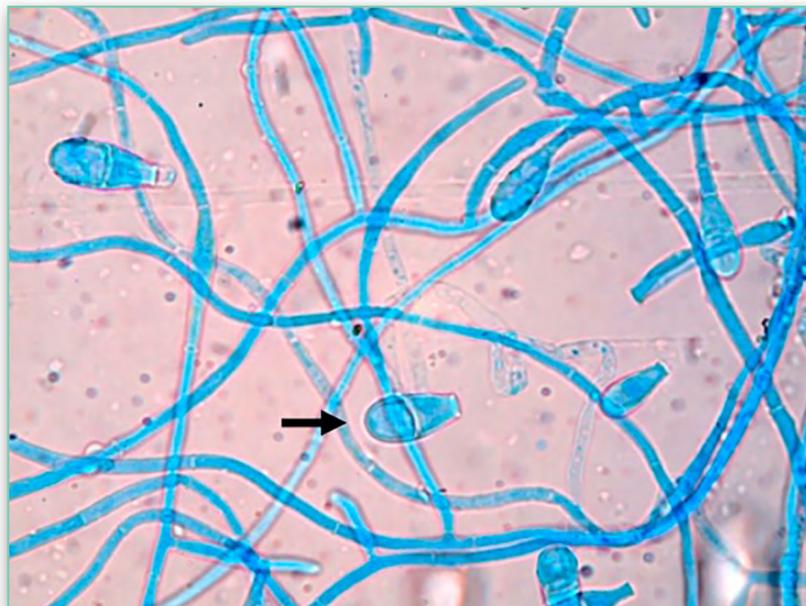


Figura 99. Macroconidios piriformes con un septo de *Nannizzia nana* (*Microsporium nanum*) teñidos con azul de lactofenol (40x).

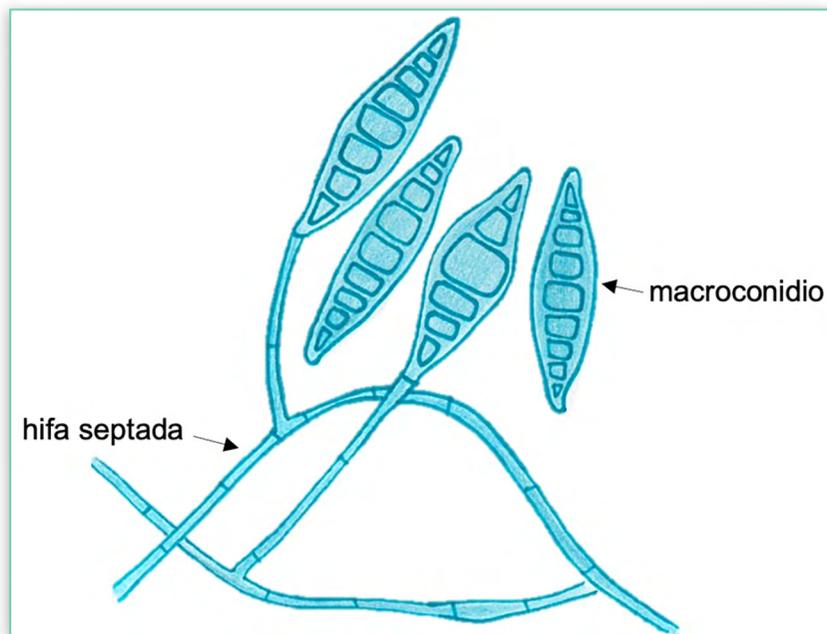


Figura 100. Estructuras microscópicas de *Microsporium canis*.

Mucor spp.

Es un género de hongos ubicuos que pueden encontrarse en el suelo, material vegetal y frutas en descomposición. Puede ser contaminante en el laboratorio y es un patógeno oportunista^{123,124}.

Especies frecuentes

Algunas especies de este género son *Mucor circinelloides*, *Mucor indicus*, *Mucor ramosissimus*, *Mucor irregularis*, *Mucor amphibiorum*, *Mucor hiemalis* y *Mucor racemosus*. De las cuales son patógenas para los animales: *Mucor amphibiorum*, *Mucor circinelloides*, *Mucor indicus* y *Mucor ramosissimus*^{45,125}.



Especies animales afectadas

Es agente etiológico de la mucormicosis, causando infección en el humano, perros, ranas, anfibios, bovinos, cerdos y aves silvestres^{45,123,124,126} (Cuadro 13). Los casos de mucormicosis pueden ocurrir por inhalación de los conidios o por inoculación a través de una herida en la piel o mucosa gastrointestinal¹²⁷. En los bovinos y en los cerdos provoca problemas digestivos por ser alimentados con silo contaminado. También se ha aislado del agua de los estanques usados para la producción de tilapia⁷³.

Cuadro 13

Manifestaciones clínicas de *Mucor* spp.

Especie animal	Localización, lesión o patología	Especie de <i>Mucor</i>
Perro	Micosis subcutánea periocular unilateral	<i>Mucor</i> spp.
Ave (<i>Cyanistes caeruleus</i>)	Tumefacción periocular bilateral	<i>Mucor racemosus</i>
Tilapia	Agua de estanque	<i>Mucor mucedo</i>

Estructuras macroscópicas y microscópicas

En agar dextrosa Sabouraud se desarrolla de 12 a 24 horas, cubre toda la superficie de la caja de Petri y tiene una textura similar al algodón de azúcar, de color blanco a amarillo y conforme madura la colonia y se desarrollan los esporangios se vuelve de color gris^{45,123,125}. El reverso de la colonia es blanco⁴⁵ (Figura 101). En agar dextrosa papa presentan un desarrollo similar (Figura 102) y en agar Czapek Dox se desarrollan de una manera más lenta (Figura 103).



Su desarrollo es inhibido por cicloheximida⁴⁵. Algunas especies no desarrollan satisfactoriamente a 37 °C y las especies termotolerantes usualmente son las patógenas^{45,123}.

Sus hifas son macrosifonadas y no septadas^{45,123}. Produce esporangióforos cortos, erectos, simples o ramificados^{123,125}. Los esporangios son esféricos, grises a negros, con columnelas hialinas o dematiáceas difícilmente visibles si el esporangio no se ha roto. Sus esporangioconidios son hialinos, grises o cafés, redondos o ligeramente elipsoidales y de pared lisa. No presentan apófisis, rizoides ni estolones^{45,123,125} (Figuras 104 y 105).

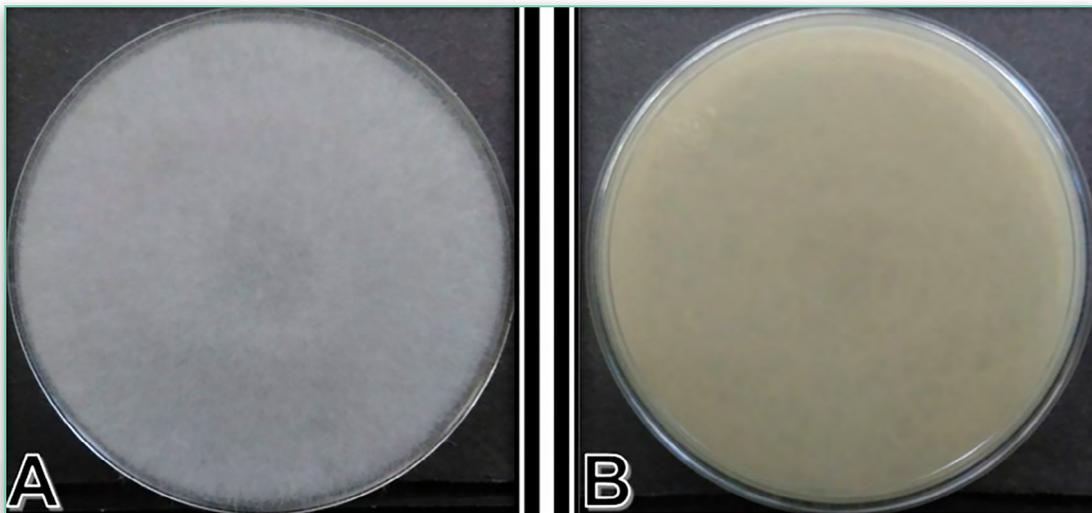


Figura 101. *Mucor* spp. en ADS incubado a 30 °C por 4 días.

A) Colonia con aspecto de algodón de azúcar.

B) Al reverso en color blanco.

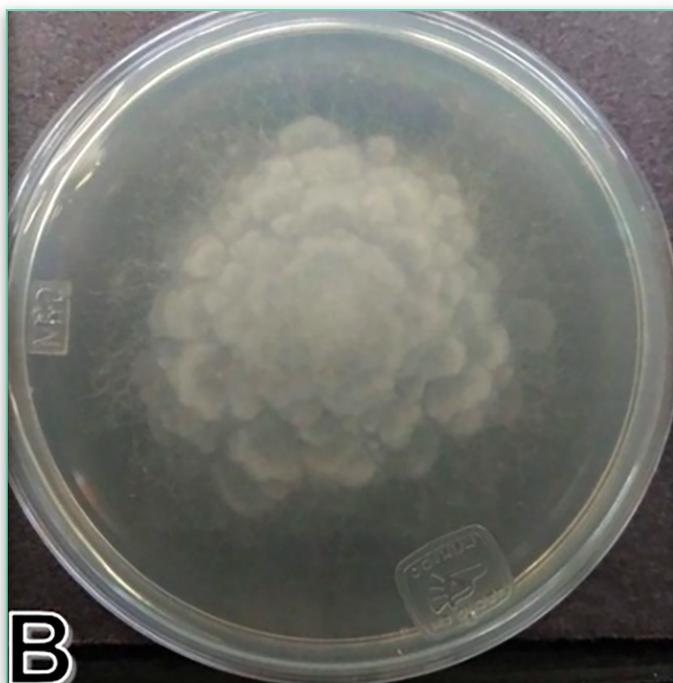
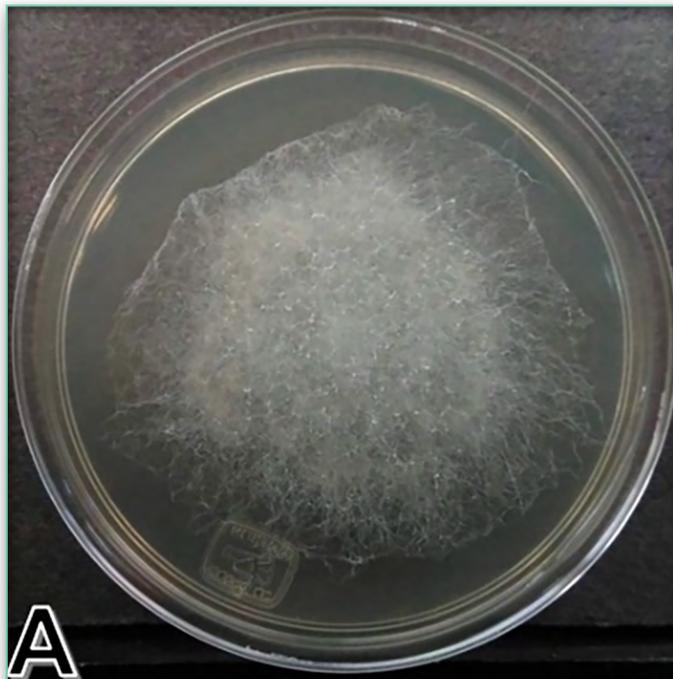


Figura 102. *Mucor* spp. en ADP incubado a 30°C por 4 días. **A)** Colonia con aspecto lanudo. **B)** Reverso en color blanco.

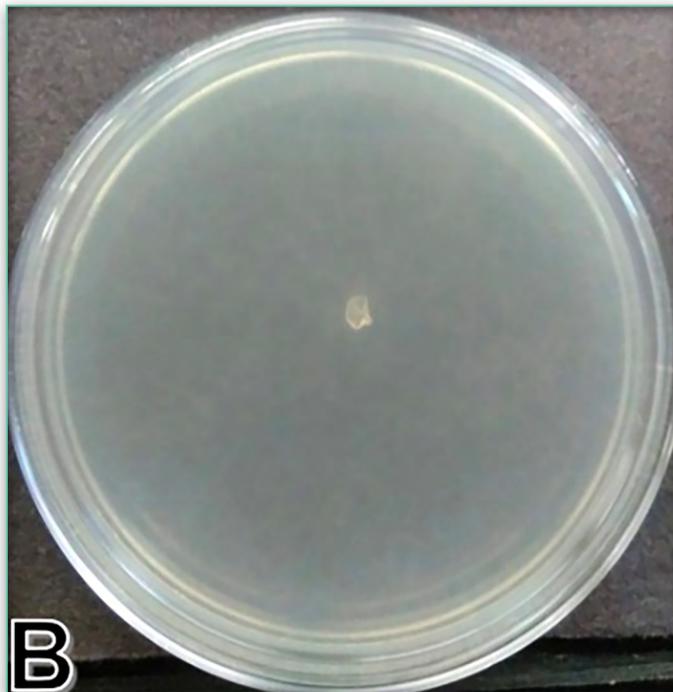
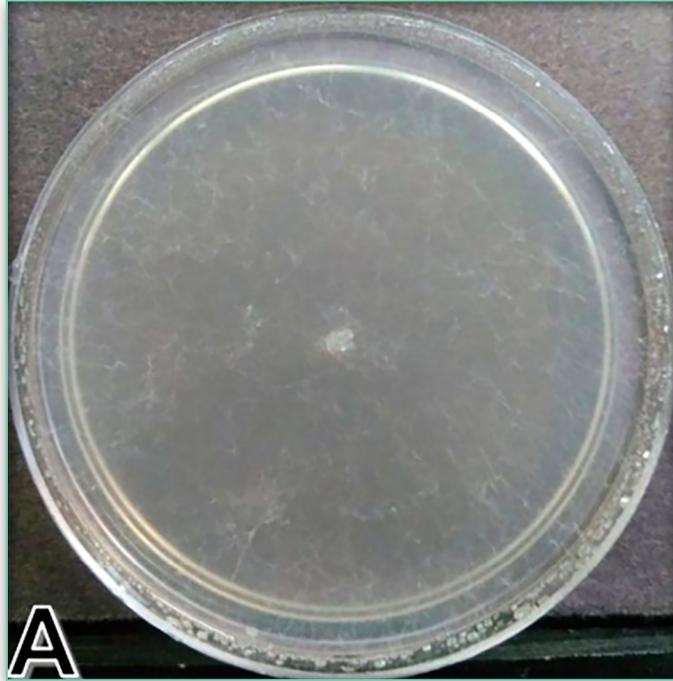


Figura 103. *Mucor* spp. en agar Czapek Dox tiene poco desarrollo, incubación a 30 °C por 4 días. **A)** Colonia de aspecto lanudo. **B)** Reverso.

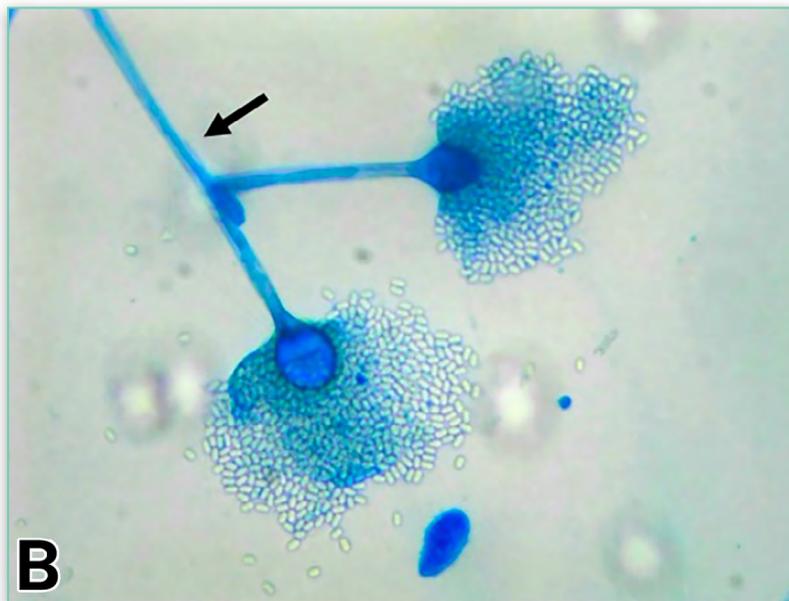


Figura 104. Esporangioconidios, esporangios y esporangióforos de *Mucor* spp. teñidos con azul de lactofenol. **A)** Esporangios redondos y esporangioconidios ligeramente ovales (40x). **B)** Esporangióforo ramificado con esporangios rotos con gran cantidad de esporangioconidios (10x).

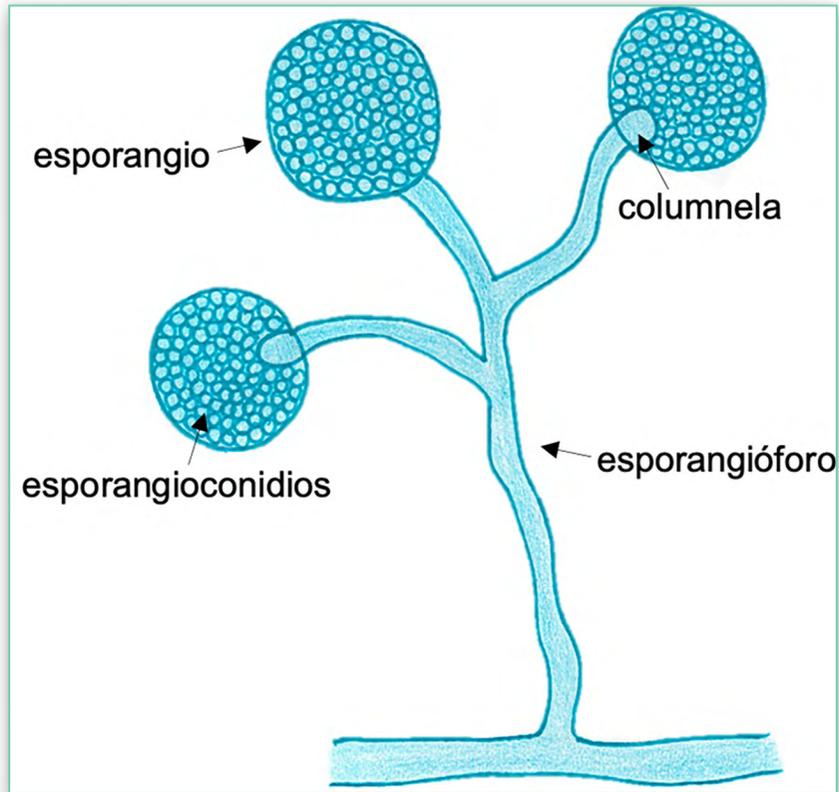


Figura 105. Estructuras microscópicas de *Mucor* spp.

Penicillium spp.

Es un género de hongos ubicuos con distribución a nivel mundial^{45,128,129,130}. Algunas de sus especies pueden encontrarse como contaminantes en el suelo, en vegetación en descomposición y en el aire. De este género varias especies son patógenos oportunistas en animales, además cuenta con un gran número de especies productoras de micotoxinas^{6,45,128,129} (Cuadro 14).



Cuadro 14

Principales micotoxinas producidas
por *Penicillium* spp. y su efecto biológico.

Micotoxina	Especie productora	Efecto biológico
Ácido ciclopiazónico	<i>Penicillium camemberti</i> , <i>P. commune</i> , <i>P. griseofulvum</i> y <i>P. palitans</i>	Inhibe Ca-ATPasa en retículo sarcoplásmico y endoplásmico de varios tejidos y células, inmunotoxicidad.
Ácido micofenólico	<i>Pencillium bialowiezense</i> , <i>P. brevicompactum</i> , <i>P. carneum</i> y <i>P. roqueforti</i>	Inmunosupresivo.
Ácido secalónico	<i>P. chrysogenum</i> y <i>P. oxalicum</i>	Inhibe proteín cinasas.
Ácido virídico	<i>P. nordicum</i> y <i>P. viridicatum</i>	Citotóxico.
Aflatoxinas	<i>Pencillium citrinum</i> , <i>P. glabrum</i> (<i>P. frequentans</i>), <i>Talaromyces</i> <i>variabilis</i> (<i>P. variabile</i>) y <i>P. puberulum</i>	Teratogénico, inmunosupresivo, carcinogénico, mutagénico.
Ácido penicílico	<i>Pencillium aurantiogriseum</i> , <i>P. brasilianum</i> , <i>P. carneum</i> , <i>P. cyclopium</i> , <i>P. freiji</i> , <i>P. melanoconidium</i> , <i>P. polonicum</i> , <i>P. raistrickii</i> , <i>P. scabrosum</i> y <i>P. viridicatum</i>	Citotóxico, hepatotóxico y carcinogénico en ratones y ratas.
Astelotoxina	<i>Penicillium tricolor</i>	Desconocido.
Botriodiplodina	<i>Penicillium brevicompactum</i> y <i>P. paneum</i>	Afecta síntesis proteica, mutagénico.
Cicloclorotina	<i>Talaromyces islandicus</i> (<i>P. islandicum</i>)	Hepatotóxico.
Citreoviridina	<i>Penicillium citreonigrum</i>	Inhibidor de hidrólisis de ATP e ITP, activa factor nuclear kappa B en células endoteliales y se ha asociado al desarrollo de ateroesclerosis.

Micología Veterinaria

Generalidades y descripción
de géneros micóticos



Micotoxina	Especie productora	Efecto biológico
Citrinina	<i>Pencillium citrinum</i>	Citotóxico, genotóxico (nefrotóxico, embriocida, apoptosis de células intestinales).
Comunesina	<i>Pencillium expansum</i>	Citotóxico.
Emodina	<i>Talaromyces islandicus</i> (<i>P. islandicum</i>)	Posiblemente inhibe síntesis de ATP en mitocondrias de hígado de rata.
Eritrosquirina	<i>Talaromyces islandicus</i> (<i>P. islandicum</i>)	Hepatotóxico y nefrotóxico.
Isofumigaclavina	<i>Pencillium palitans</i> , <i>P. roqueforti</i> y <i>Talaromyces islandicus</i> (<i>P. islandicum</i>)	Desconocido.
Luteosquirina	<i>Talaromyces islandicus</i> (<i>P. islandicum</i>)	Hepatotóxico, hepatocarcinogénico, nefrotóxico.
Ocratoxina A	<i>Penicillium verrucosum</i> y <i>P. nordicum</i> , <i>P. viridicatum</i>	Nefrotóxico, carcinogénico, genotóxico, inmunotóxica, hepatotóxica, embriotóxica, teratogénica.
Patulina	<i>Pencillium carneum</i> , <i>P. expansum</i> , <i>P. griseofulvum</i> , <i>P. paneum</i> , <i>P. dipodomyicola</i> , <i>P. sclerotigenum</i> y <i>P. vulpium</i> (<i>P. claviforme</i>)	Agudo: agitación, convulsiones, disnea, congestión pulmonar, hiperemia, edema, distensión de tracto gastrointestinal, degeneración de células epiteliales, hemorragia intestinal, inflamación y ulceración intestinal. Crónico: genotóxico, neurotóxico, inmunotóxico, inmunosupresivo, teratogénico.

Micología Veterinaria

Generalidades y descripción
de géneros micóticos



Micotoxina	Especie productora	Efecto biológico
Penitrem A	<i>P. commune</i> , <i>P. crustosum</i> , <i>P. flavigenum</i> , <i>P. janczewskii</i> y <i>P. melanoconidium</i>	Tremores sostenidos, convulsiones y muerte.
Quetoglobosinas	<i>Penicillium discolor</i> y <i>P. expansum</i>	Citotóxico.
Rubratoxina	<i>Talaromyces purpureogenus</i> (<i>Pencillium crateriforme</i>)	Hepatotóxico.
Rugulovasina	<i>Penicillium atramentosum</i> , <i>P. commune</i> , <i>P. concavorugulosum</i>	Desconocido.
Territrem	<i>Penicillium echinulatum</i> , <i>P. cavernicola</i>	Inhibe acetilcolinesterasa.
Roquefortina	<i>P. commune</i> , <i>P. albocoremium</i> , <i>P. allii</i> , <i>P. atramentosum</i> , <i>P. carneum</i> , <i>P. chrysogenum</i> , <i>P. crustosum</i> , <i>P. expansum</i> , <i>P. flavigenum</i> , <i>P. griseofulvum</i> , <i>P. hirsutum</i> y <i>P. hordei</i> , <i>P. melanoconidium</i> , <i>P. paneum</i> , <i>P. radicolica</i> , <i>P. roqueforti</i> , <i>P. sclerotigenum</i> y <i>P. venetum</i>	C: neurotóxico.
Rugulosina	<i>P. concavorugulosum</i> , <i>P. tardum</i> , <i>Talaromyces islandicus</i> (<i>P. islandicum</i>) y <i>T. variabilis</i> (<i>P. variabile</i>) <i>T. rugulosus</i> (<i>P. rugulosum</i>)	Hepatocarcinógeno (ratas y ratones macho)
Toxina PR	<i>Pencillium chrysogenum</i> y <i>P. roqueforti</i>	Citotóxico en células de cerdos, ratones y ratas.
Verrucosidina	<i>P. aurantiogriseum</i> , <i>P. melanoconidium</i> , <i>P. polonicum</i>	Citotóxico.
Verruculogen	<i>P. brasilianum</i>	Genotóxico.



Micotoxina	Especie productora	Efecto biológico
Viomelina	<i>Penicillium viridicatum</i> , <i>P. melanoconidium</i> , <i>P. freii</i> , <i>P. tricolor</i> , <i>P. cyclopium</i>	Alteración hepática en ratones, citotóxico.
Vioxantina	<i>Penicillium viridicatum</i> , <i>P. melanoconidium</i> , <i>P. freii</i> , <i>P. tricolor</i> y <i>P. cyclopium</i>	Inhibe permeabilidad mitocondrial.
Viridicatumtoxina	<i>Penicillium aethiopicum</i> y <i>P. brasilianum</i>	Toxicidad letal en ratones y ratas: necrosis de túbulo renales, necrosis de hepatocitos, atrofia de bazo.
Xantomegnina	<i>Penicillium viridicatum</i> , <i>P. melanoconidium</i> , <i>P. freii</i> , <i>P. tricolor</i> y <i>P. cyclopium</i>	Genotóxico.

Adaptado de: Perusia y Rodríguez (2001); Castañeda (2012); Cabañes (2010); Otero (2020).

Especies frecuentes

Entre las especies que se reportan con mayor frecuencia se encuentran: *Penicillium chrysogenum* (*Penicillium notatum*), *Penicillium citrinum*, *Penicillium janthinellum* y *Talaromyces purpureogenus* (*Penicillium purpurogenum*)^{6,128}.

Especies animales afectadas

Se han realizado aislamientos en animales sanos como caballos⁵⁰, tortugas⁵², cabras⁶⁹ y también se ha encontrado en el agua de estanques de producción de tilapias⁷³.



Se ha aislado como agente etiológico en algunas patologías de animales como granulomas en gatos^{131,132}, micetoma intraabdominal¹³³ o penicilosis diseminada en perros¹³⁴, lesiones del caparazón de tortugas⁵² y mastitis en cabras⁶⁹ (Cuadro 15).

En vacas las micotoxinas producidas por diversas especies de *Penicillium* se han relacionado con problemas renales¹³⁵.

Cuadro 15

Manifestaciones clínicas de *Penicillium* spp.
en animales domésticos y silvestres.

Especie animal	Localización, lesión o patología	Especie de <i>Penicillium</i>
Caballo	Conjuntiva sana	<i>Penicillium</i> spp.
Cabra (sana)	Leche	
Cabra (mastitis)	Leche	
Gato	Granuloma en vejiga urinaria	<i>Penicillium glabrum</i>
	Granuloma en atrio derecho de corazón	
Perro	Micetoma en bazo	<i>Thermomyces duponti</i> (<i>P. duponti</i>)
	Penicilosis septicémica	<i>Penicillium</i> spp.
Vacas	Micotoxicosis (problemas renales)	<i>Penicillium verrucosum</i> y <i>Penicillium nordicum</i> (OTA)
Tilapias	En agua de estanque	<i>Penicillium italicum</i>
Tortugas boba	Sanas	<i>Penicillium</i> spp.
	Lesiones en piel y caparazón	



Características macroscópicas y microscópicas

Sus colonias en agar dextrosa Sabouraud se desarrollan de 24 a 48 horas con temperaturas de entre 25 y 30 °C, son planas, de textura filamentosa, aterciopelada, polvosa, lanosa o algodonosa; de color verde, azul, gris oliváceo, amarilla o rosa, según la especie, y con orilla blanca^{6,45,129}. El reverso de la colonia puede ser de color blanco, rojo o café⁶ (Figura 106). En agar dextrosa papa presentan un desarrollo similar (Figura 107 y 108) y en agar Czapek Dox se desarrollan de manera más lenta (Figuras 109, 110, 111).

Al microscopio se observan hifas septadas, conidióforos hialinos, lisos o rugosos, ramificados o no ramificados con ramas secundarias llamadas métulas, de donde se originan las fiálides que tienen forma de matraz, dando origen a las cadenas de conidios esféricos, elipsoidales, cilíndricos o fusiformes, hialinos o con coloración verdosa y con textura lisa o rugosa. La estructura entera tiene apariencia de brocha o “penicillius”, de ahí proviene el nombre del género (Figuras 112, 113, 114 y 115). Algunas especies producen esclerotes^{6,45,128,129}.

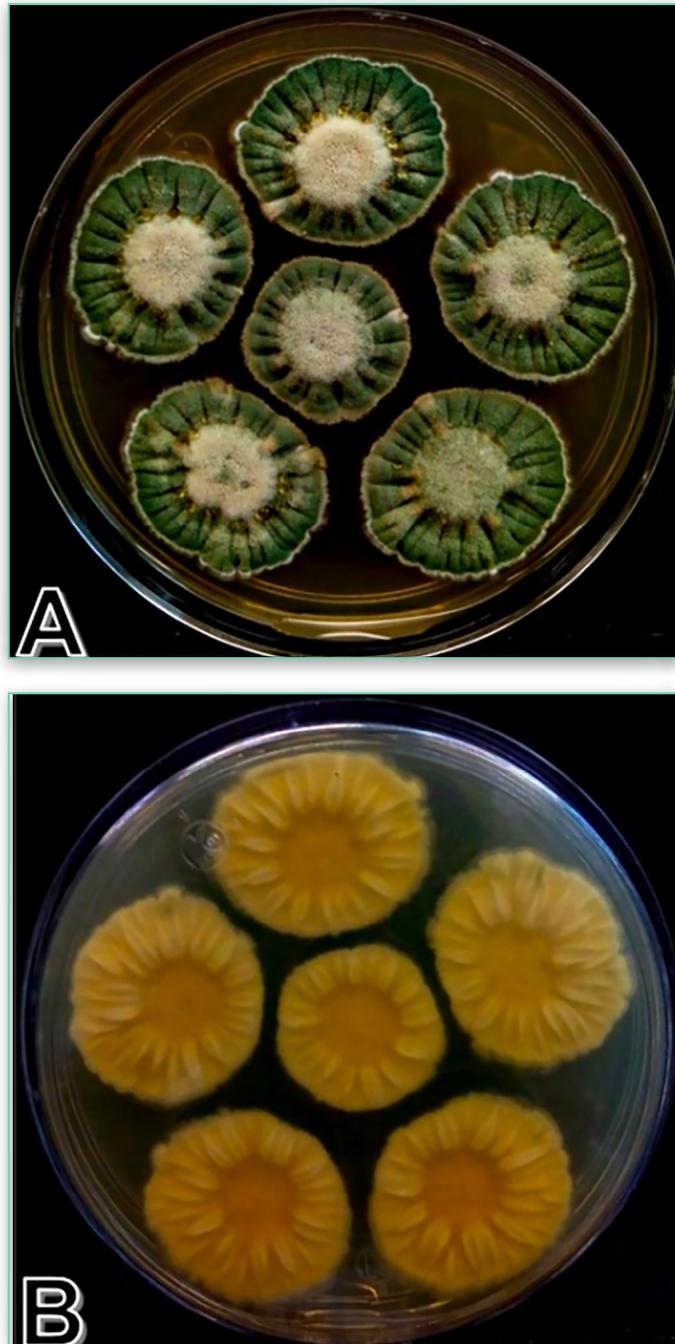


Figura 106. *Penicillium* spp. en ADS incubado a 30°C por 3 días. **A)** Colonias con tonos verdes y centro blanco con textura aterciopelada y surcos radiales. **B)** Reverso de las colonias de color blanco en donde también se observan surcos radiales.

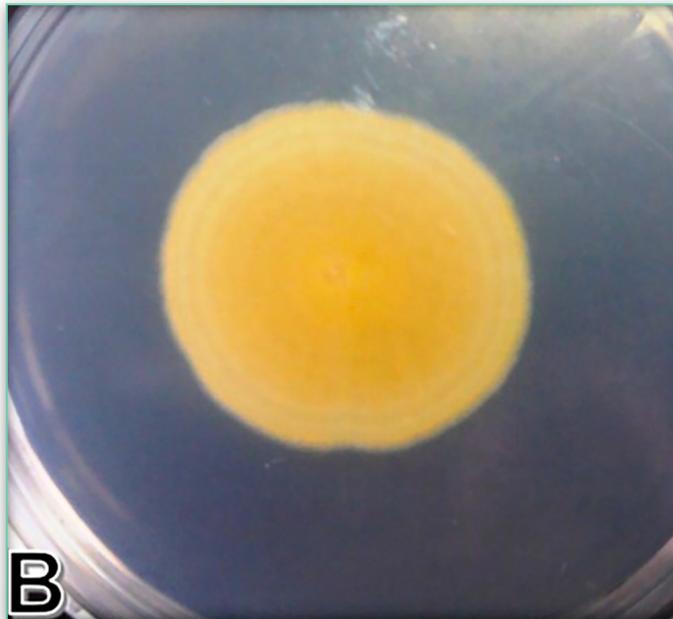
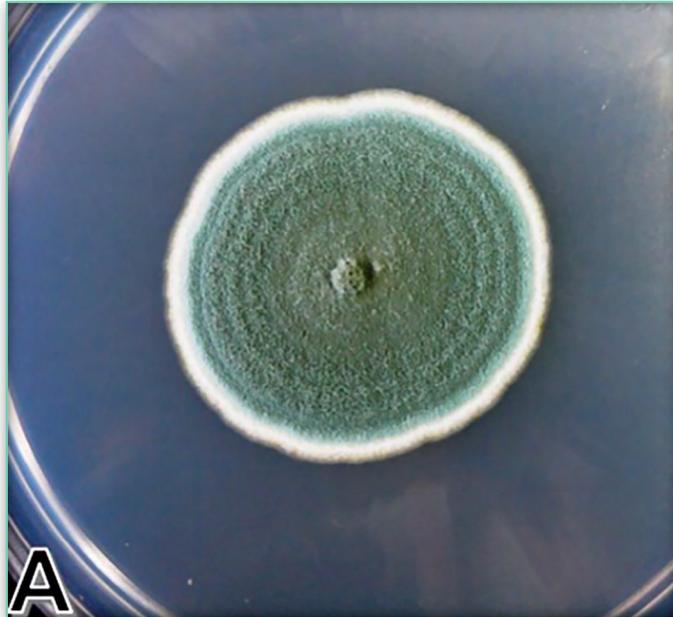


Figura 107. *Penicillium chrysogenum* (*Penicillium notatum*) en agar dextrosa papa incubado a 30 °C por 4 días.

A) Colonia azul verdosa y orilla blanca con textura aterciopelada y desarrollo radial. **B)** Reverso de la colonia color amarillo.

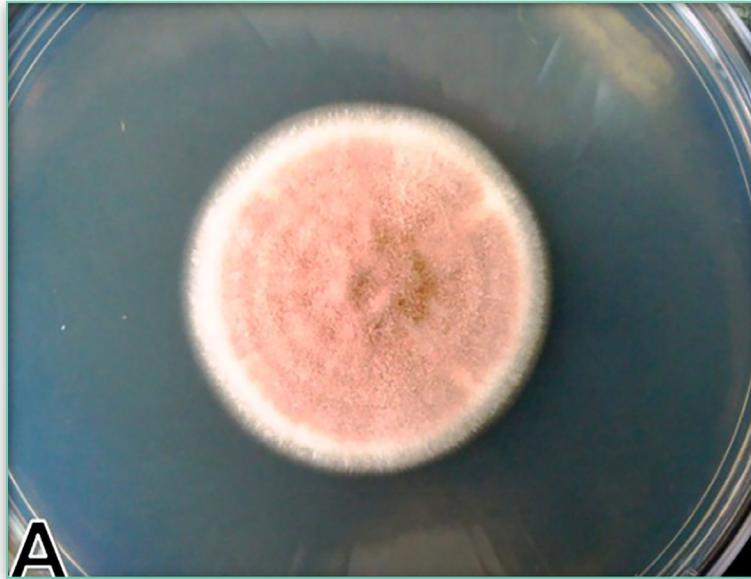


Figura 108. *Penicillium janczewskii* (*Penicillium nigricans*) en agar dextrosa papa incubado a 30 °C por 3 días. **A)** Colonia con desarrollo radial en color café claro con orilla blanca. **B)** Reverso de la colonia en tonos cafés con orilla clara.

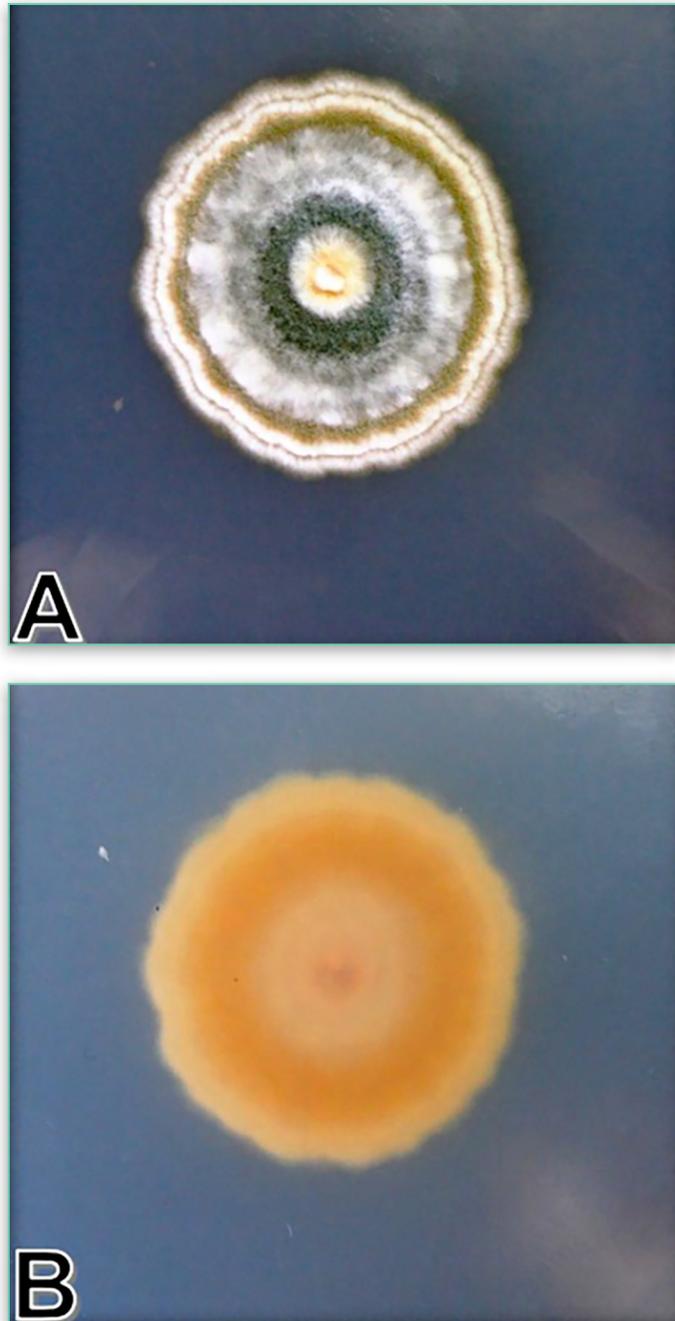


Figura 109. *Penicillium* spp. en agar Czapek Dox incubado a 30°C por 4 días. **A)** Colonia que presenta tonos amarillos, blancos y verdes intercalares en círculos desde el centro hacia la periferia y con textura algodonosa.

B) Reverso de la colonia con tonos amarillos claro y fuerte.

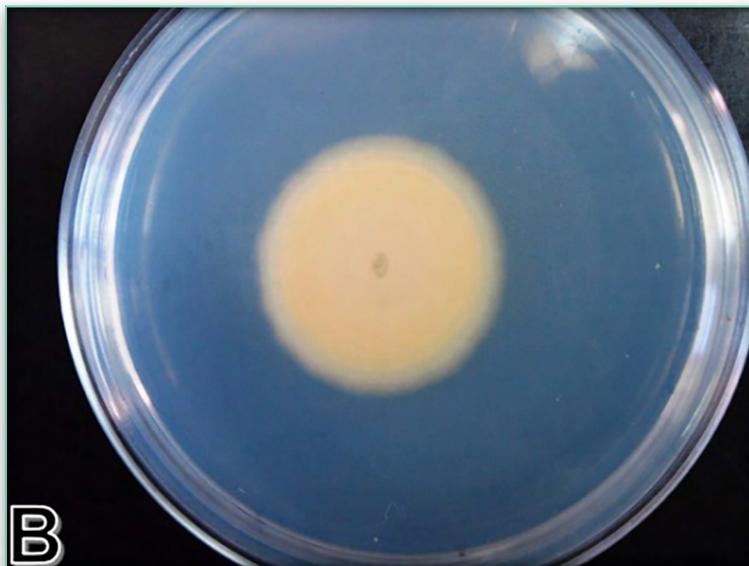


Figura 110. *Penicillium chrysogenum* (*Penicillium notatum*) en agar Czapek Dox incubado a 30 °C por 3 días. **A)** Colonia que presenta desarrollo radial en color beige al centro y la periferia blanca, y textura aterciopelada fina. **B)** Reverso de la colonia en tonos claros, de amarillo a naranja.

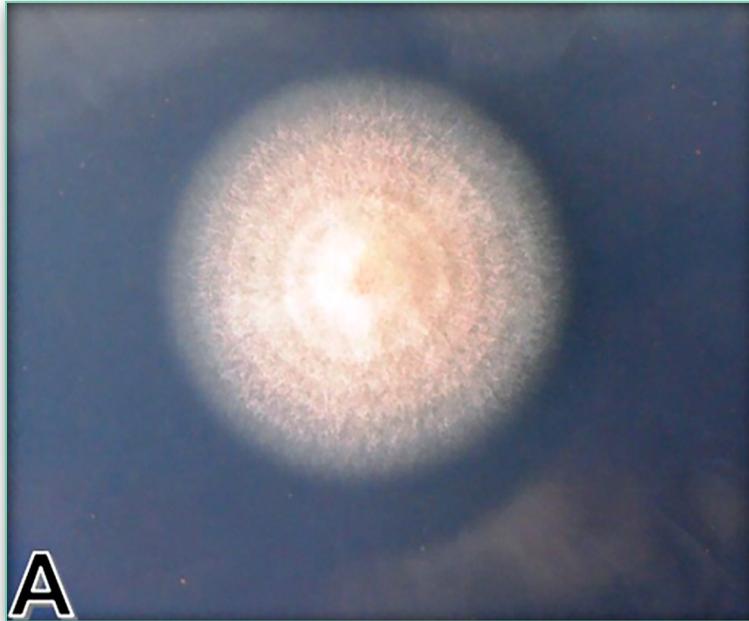


Figura 111. *Penicillium janczewskii* (*Penicillium nigricans*) en agar Czapek Dox incubado a 30 °C por 3 días.

- A)** Colonia con desarrollo radial color amarillo rosáceo claro con centro blanco y textura algodonosa.
- B)** Reverso de la colonia color amarillo rosáceo claro.

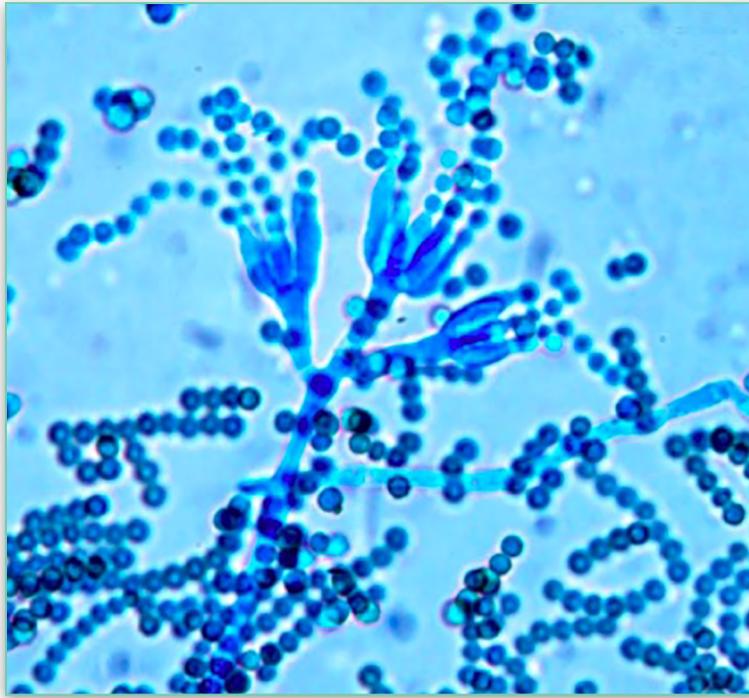


Figura 112. Conidióforo de *Penicillium* spp. teñido con azul de lactofenol (40x). Conidióforo ramificado y tres agrupaciones de fiálides en forma de matraz con sus respectivas cadenas de conidios esféricos.

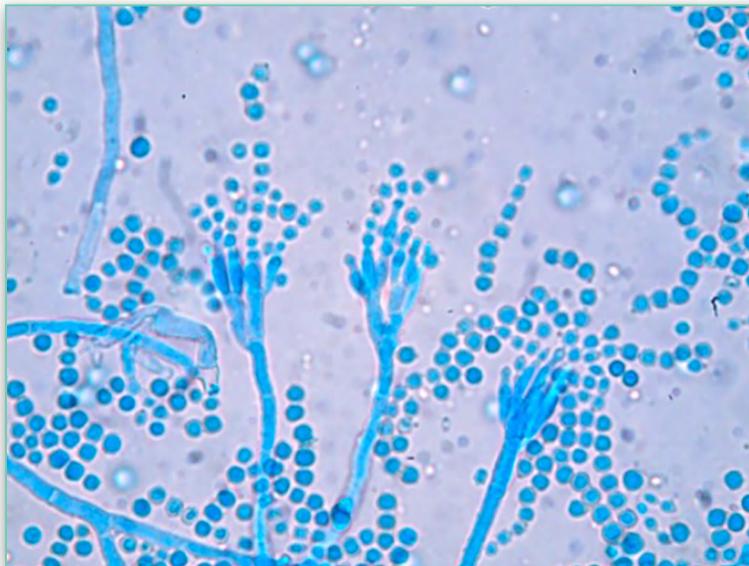


Figura 113. Conidios y fiálides de *Penicillium chrysogenum* (*Penicillium notatum*) teñidos con azul de lactofenol (40x).

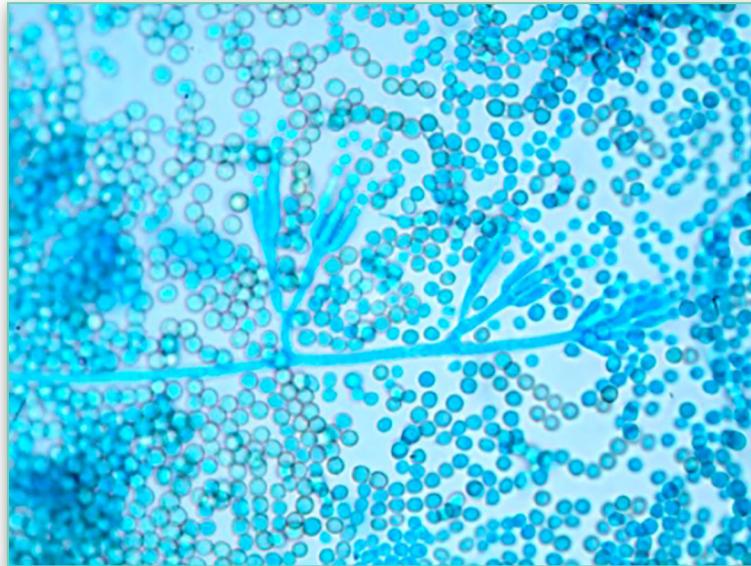


Figura 114. Hifas, conidióforos y conidios esféricos de *Penicillium janczewskii* (*Penicillium nigricans*) teñidos con azul de lactofenol (40x).

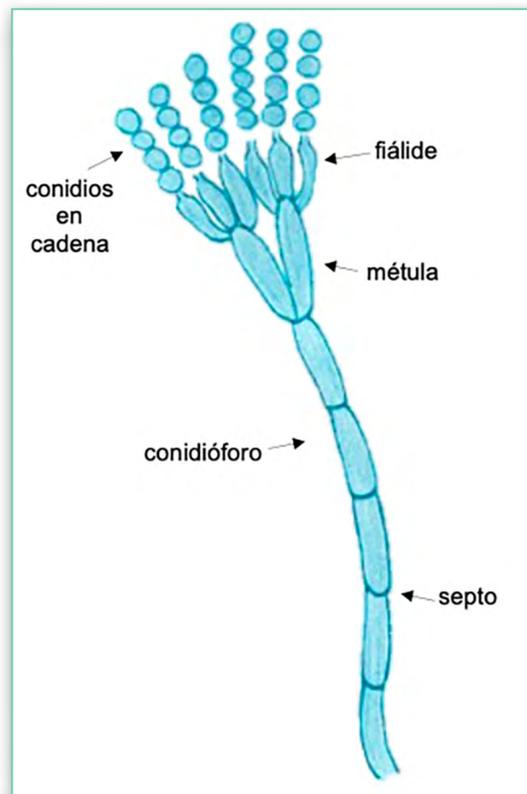


Figura 115. Estructuras microscópicas de *Penicillium* spp.



Rhizomucor spp.

Es un género de hongos con distribución mundial y puede encontrarse en el suelo, en el material vegetal y frutos en estado de descomposición^{45,137}.

Especies frecuentes

Entre las especies más relevantes del género se encuentran *Rhizomucor miehei* y *Rhizomucor pusillus*¹³⁷. Estas especies son termofílicas y potencialmente patógenas^{6,45,138}.

Especies animales afectadas

Son agentes etiológicos ocasionales de mucormicosis^{6,45}. Existen reportes de su aislamiento en gatos¹³⁹, focas¹⁴⁰, pingüinos¹⁴¹ (Cuadro 16).

Cuadro 16. Manifestaciones clínicas de *Rhizomucor* spp.

Especie animal	Localización, lesión o patología	Especie de <i>Rhizomucor</i>
Gato	Perforación duodenal	<i>Rhizomucor</i> spp.
Foca gris (cría)	Encefalitis micótica	<i>Rhizomucor pusillus</i>
Pingüino de Magallanes	Mucormicosis diseminada	

Estructuras macroscópicas y microscópicas

Este género desarrolla de 12 a 24 horas en agar dextrosa Sabouraud, presenta una textura esponjosa similar a un algodón de azúcar, de color gris que se vuelve amarillo a café oscuro conforme madura la colonia; al reverso, la colonia es



de color blanco y su desarrollo es inhibido por cicloheximida^{6,137} (Figura 116). En agar dextrosa papa presentan un desarrollo similar (Figura 117) y en agar Czapek Dox el hongo desarrolla de manera lenta (Figura 118).

Sus hifas son macrosifonadas y no septadas, con esporangióforos largos ramificados. Produce esporangios de color café y de forma redonda. La columnela puede ser esférica a piriforme, mientras que los esporangioconidios son pequeños, unicelulares, redondos a elipsoidales¹³⁷. Presenta estolones y rizoides primitivos cortos e irregulares^{6,45,137,138} (Figuras 119 y 120).

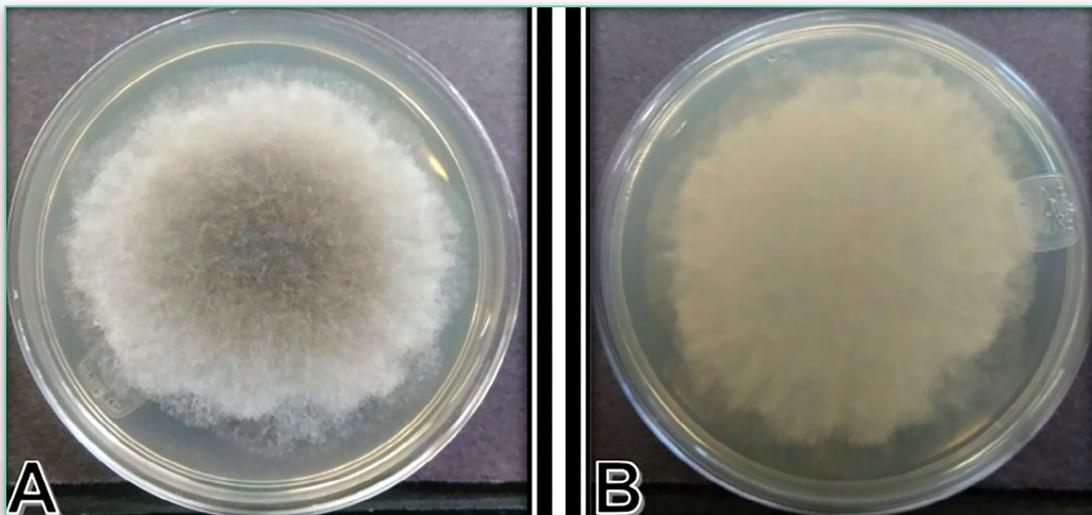


Figura 116. *Rhizomucor* spp. en ADS incubado a 30°C por 4 días.

A) Colonia de color gris con el centro café oscuro.

B) Reverso de la colonia en color blanco.

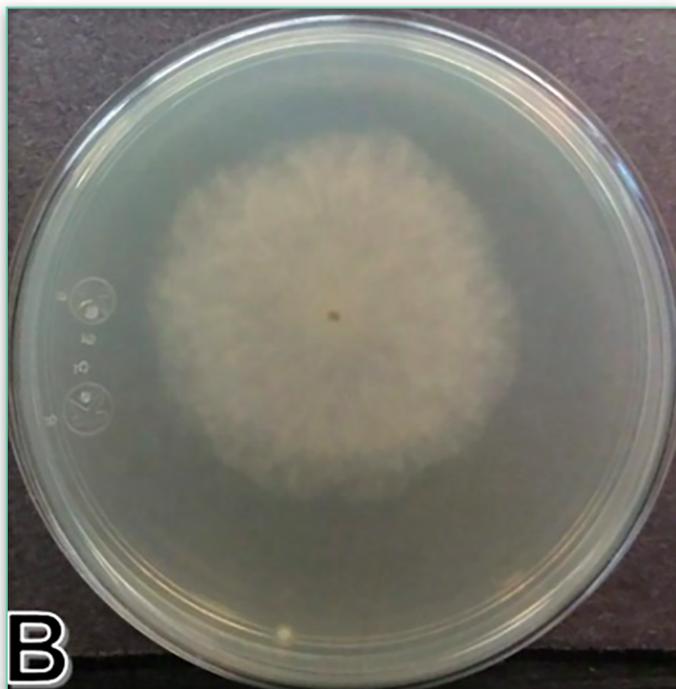


Figura 117. *Rhizomucor* spp. en ADP incubado a 30°C por 4 días. **A)** Colonia de color blanco a gris. **B)** Reverso de color blanco.

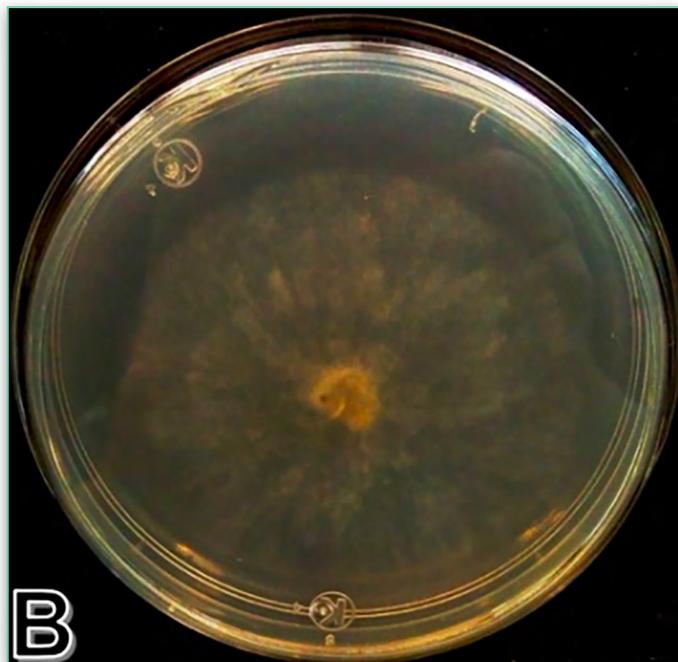


Figura 118. *Rhizomucor* spp. en agar Czapek Dox incubado a 30°C por 4 días. **A)** Colonia hialina de aspecto lanuda. **B)** Reverso de la colonia también hialina.

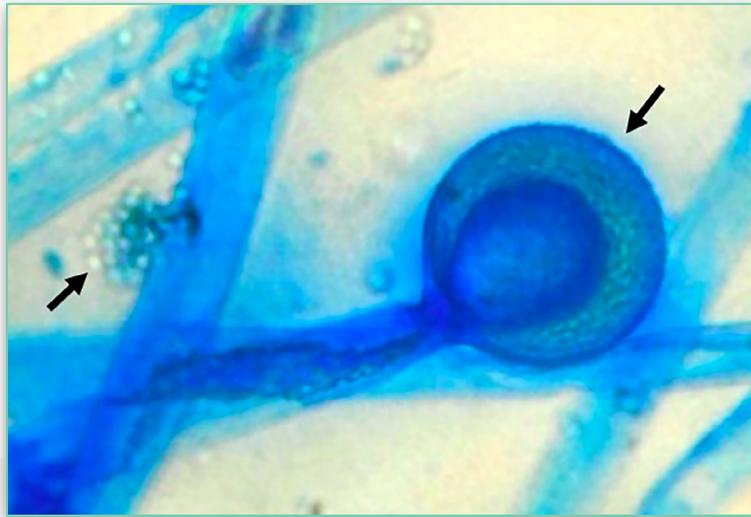


Figura 119. Hifas, esporangio y esporangioconidios redondos de *Rhizomucor* spp. teñidos con azul de lactofenol (40x).

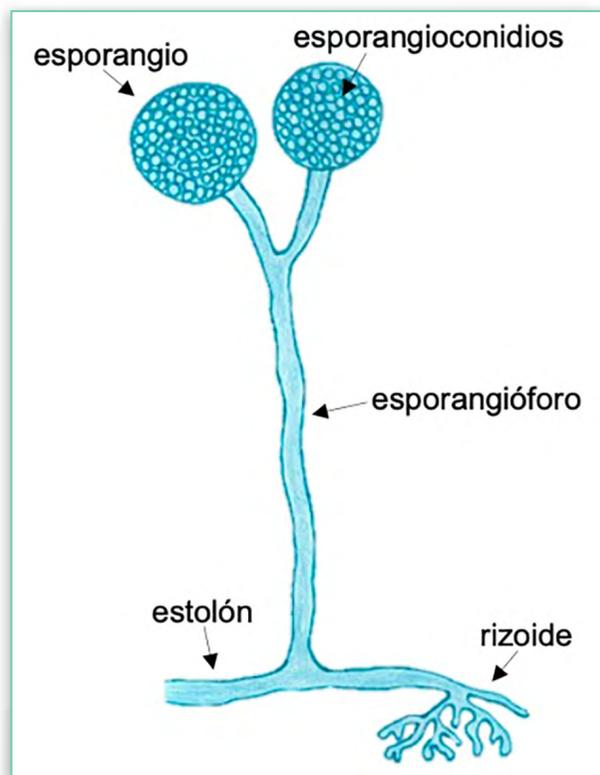


Figura 120. Estructuras microscópicas de *Rhizomucor* spp.



Rhizopus spp.

Es el agente etiológico más común causante de mucormicosis, con distribución cosmopolita por lo que puede aislarse del suelo, de la material vegetal y de frutas en descomposición, también de las heces de animales y en pan viejo, además es uno de los principales contaminantes de laboratorio^{6,142}.

Especies frecuentes

Algunas especies de este género son *Rhizopus caespitosus*, *Rhizopus delemar*, *Rhizopus homothallicus*, *Rhizopus microsporus*, *Rhizopus oryzae* (*R. arrhizus*), *Rhizopus schipperae* y *Rhizopus stolonifer*^{45,142}.

Especies animales afectadas

En el caso de los rumiantes la presentación clínica de la mucormicosis se manifiestan como problemas digestivos, siendo *Rhizopus microsporus* y *Rhizopus oryzae* (*R. arrhizus*) las especies causales más comunes^{45,143,144}. Se encontró un reporte que menciona problemas digestivos en un ave¹⁴⁵. Se le ha encontrado en agua de estanques de producción de tilapia⁷³ y se ha aislado de animales sanos como caballos⁵⁰ y tortugas⁵² (Cuadro 17).



Cuadro 17

Manifestaciones clínicas de *Rhizopus* spp.

Especie animal	Localización, lesión o patología	Especie de <i>Rhizopus</i>
Caballo	Conjuntiva sana	<i>Rhizopus</i> spp.
Tortugas boba	Caparazón y piel sanos	
Vaca	Enteritis	<i>Rhizopus microsporus</i>
Vaca (novillo)	Linfadenitis	<i>Rhizopus oryzae</i> (<i>R. arrhizus</i>)
Loro (<i>Eclectus roratus</i>)	Ventriculitis necrotizante	<i>Rhizopus microsporus</i> var. <i>chinensis</i>
Tilapia	Agua de estanque	<i>Rhizopus stolonifer</i>

Estructuras macroscópicas y microscópicas

En agar dextrosa Sabouraud las colonias se desarrollan de 12 a 24 horas y cubren la superficie del agar con una colonia densa que parece un algodón de azúcar. Son de color blanco, tornándose de grisáceas a café amarillentas cuando esporulan. El reverso es de color blanco o con tonos pálidos de café o gris⁶ (Figura 121). Las especies patógenas tienen un buen desarrollo a 37 °C y la cicloheximida inhibe su crecimiento^{6,45,142,146}. En agar dextrosa papa presentan un desarrollo similar (Figura 122).

Sus hifas son macrosifonadas y sin septos. Los rizoides pigmentados se forman en donde se encuentran los estolones (localizados a lo largo del micelio) y los esporangióforos (largos y no ramificados)^{6,45,142,146}. En la punta del esporangióforo se encuentra un esporangio redondo con base aplanada y oscuro



que tiene una columnela semiesférica y varios esporangiocoidios unicelulares hialinos o cafés y ovalados^{6,44,142} (Figuras 123 y 124).

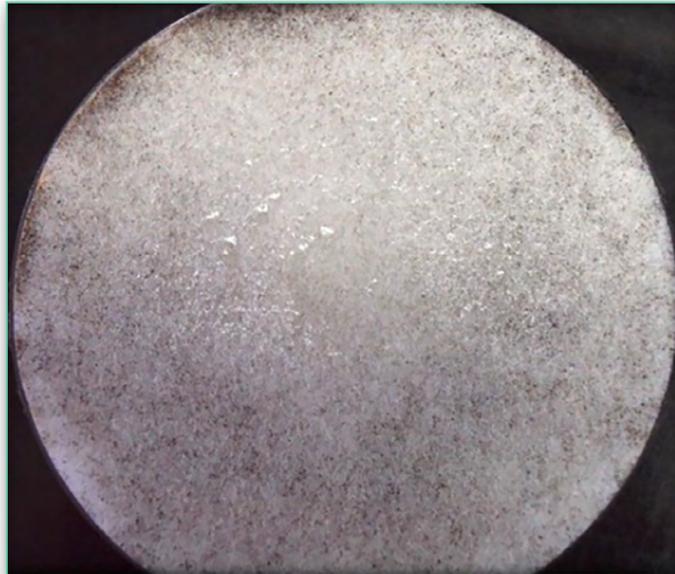


Figura 121. *Rhizopus* spp. en ADS incubado a 30°C por 24 horas. El desarrollo de la colonia invade toda la caja de Petri, su textura es similar a un algodón de azúcar en color blanco con algunas zonas en gris debido a la formación de esporangios.

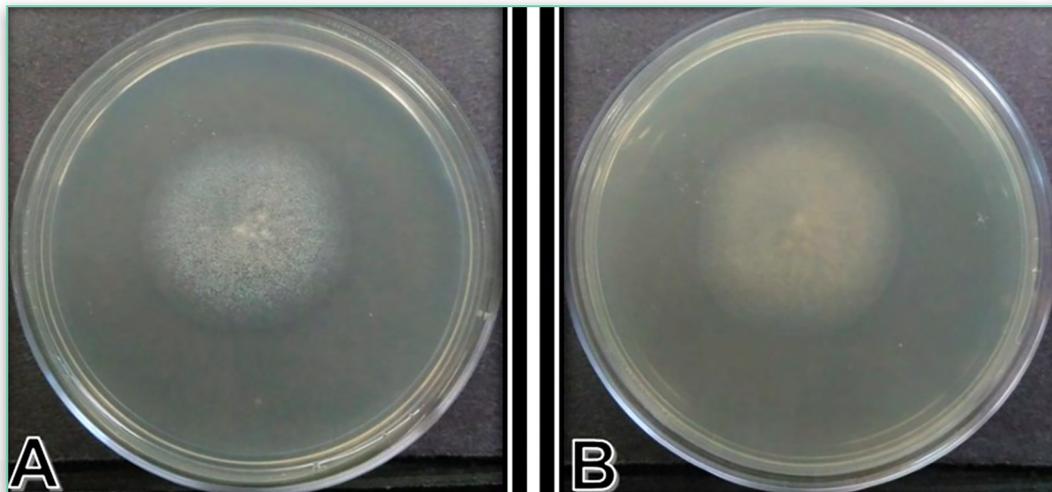


Figura 122. *Rhizopus* spp. en ADP incubado a 30°C por 3 días. **A)** Colonia de color blanco. **B)** Reverso en color blanco.



Figura 123. Hifas no septadas, esporangios redondos y esporangioconidios ovalados de color café de *Rhizopus* spp. teñidos con azul de lactofenol (40x).

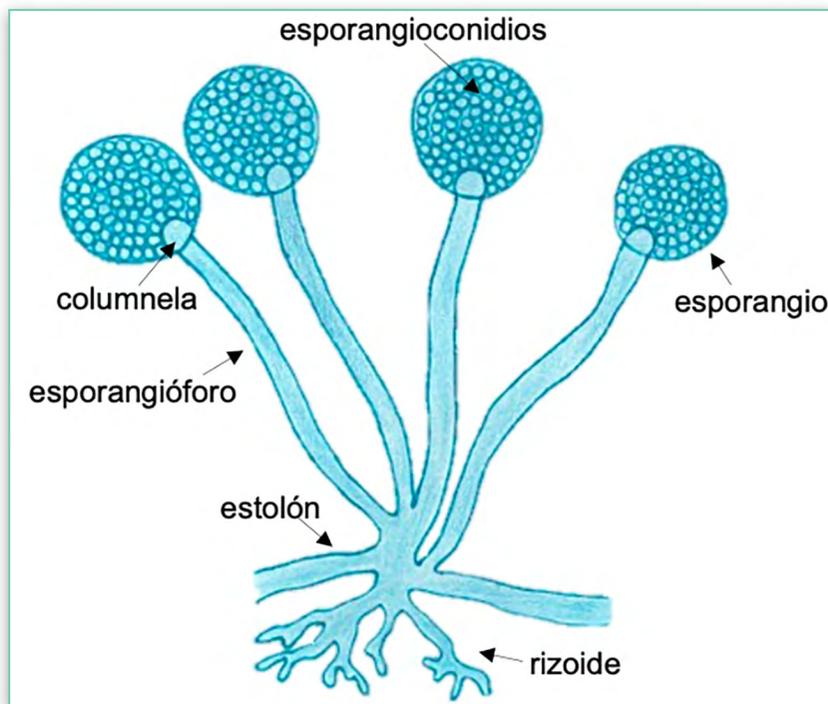


Figura 124. Estructuras microscópicas de *Rhizopus* spp.



Scopulariopsis spp.

Es un género con algunas especies hialinas y otras dematiáceas, saprófitos del suelo, también pueden encontrarse en material vegetal, alimentos, aire, plumas, insectos o papel^{45,147,148,149}. Estos hongos son patógenos oportunistas y también saprofitan muestras para diagnóstico en los laboratorios⁴⁵.

Especies frecuentes

La especie más común es *Scopulariopsis brevicaulis* y junto con *Scopulariopsis brumptii*, son las especies más comunes causantes de enfermedad diseminada^{6,147}.

Especies animales afectadas

En el caso de *Scopulariopsis brevicaulis* se ha aislado en la leche de cabras clínicamente sanas y con mastitis subclínica⁶⁹, se encontró reporte en un perro con rinosinusitis¹⁵⁰, así como en la conjuntiva de caballos sanos⁵⁰ (Cuadro 18).

Cuadro 18

Manifestaciones clínicas de *Scopulariopsis* spp.

Especie animal	Localización, lesión o patología	Especie de <i>Scopulariopsis</i>
Caballo	Conjuntiva sana	<i>Scopulariopsis</i> spp.
Cabras (sanas o con mastitis)	Leche	<i>Scopulariopsis brevicaulis</i>
Perro	Rinosinusitis	



Características macroscópicas y microscópicas

Sus colonias en agar dextrosa Sabouraud se desarrollan en cinco días, son de color blanco, crema, gris, amarillo, café o negro, ello depende de la especie aislada, cuya textura va de granular a polvosa^{6,45,147,148}. Al reverso de la colonia el color es café claro y el centro es de color café a café oscuro, algunas especies pueden presentar pigmentos oscuros^{6,147} (Figura 125). En agar dextrosa papa presentan un desarrollo similar (Figura 126) y en agar Czapek Dox se desarrollan de manera más lenta (Figura 127).

Microscópicamente sus hifas son septadas con conidióforos cortos y ramificados o simples, la célula conidiógena se llama anélida y produce conidios (aneloconidios) globosos a piriformes de pared gruesa con un extremo truncado y otro redondeado, que se acomodan formando una cadena, lisos a rugosos o espinosos, sin color (hialinos) o de color café^{6,45,147,148} (Figuras 128 y 129).

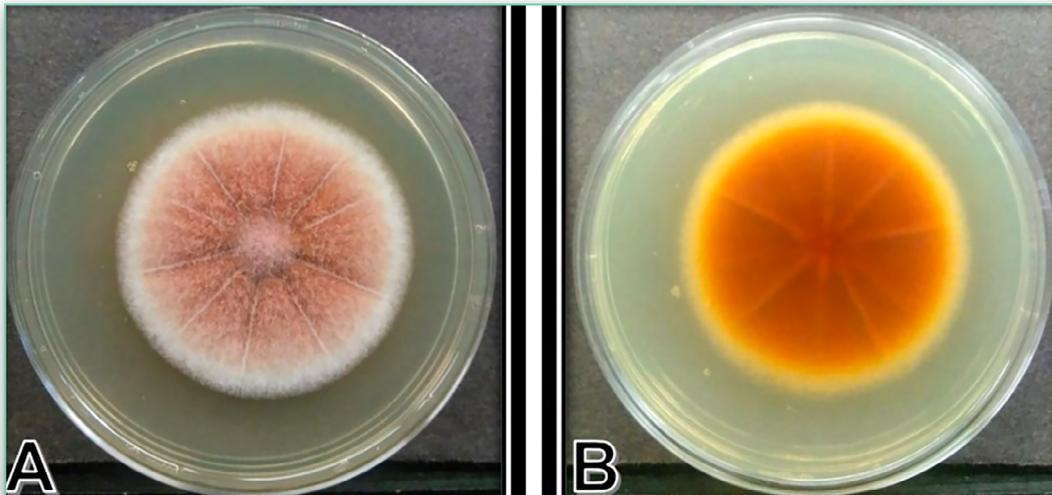


Figura 125. *Scopulariopsis brevicaulis* en ADS incubado a 30 °C por 6 días.

A) Colonia de color café rojizo a naranja con orilla en color blanco.

B) Reverso de la colonia con centro café naranja.

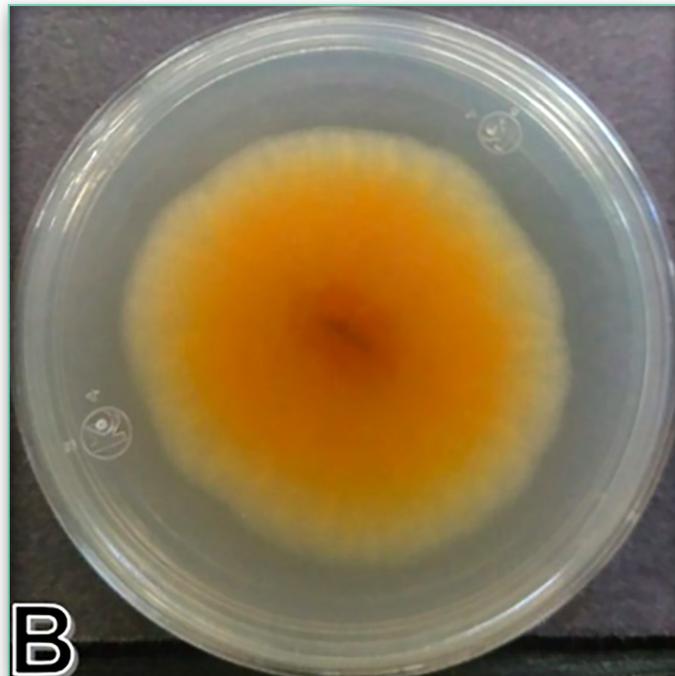
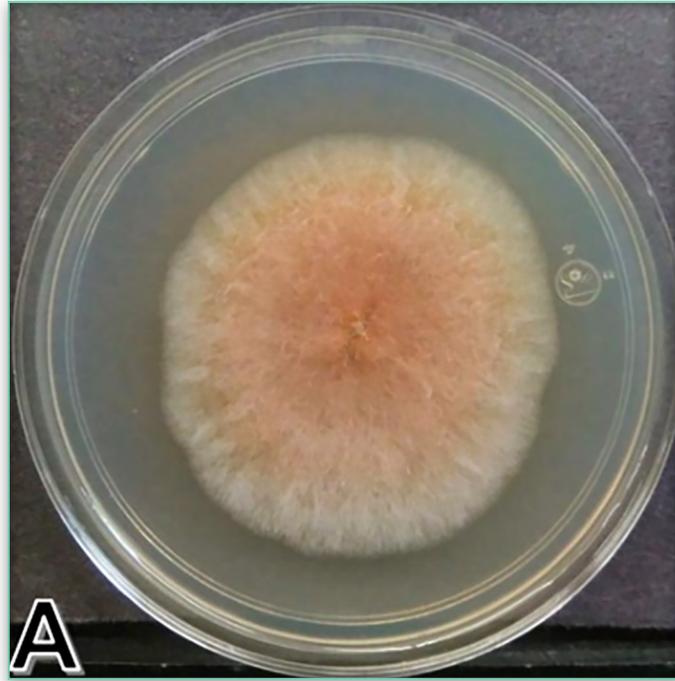


Figura 126. *Scopulariosis brevicaulis* en ADP incubado a 30 °C por 6 días. **A)** Colonia de color café rojizo a café claro con tonalidades blancas. **B)** Reverso de la colonia con centro en color amarillo naranja.

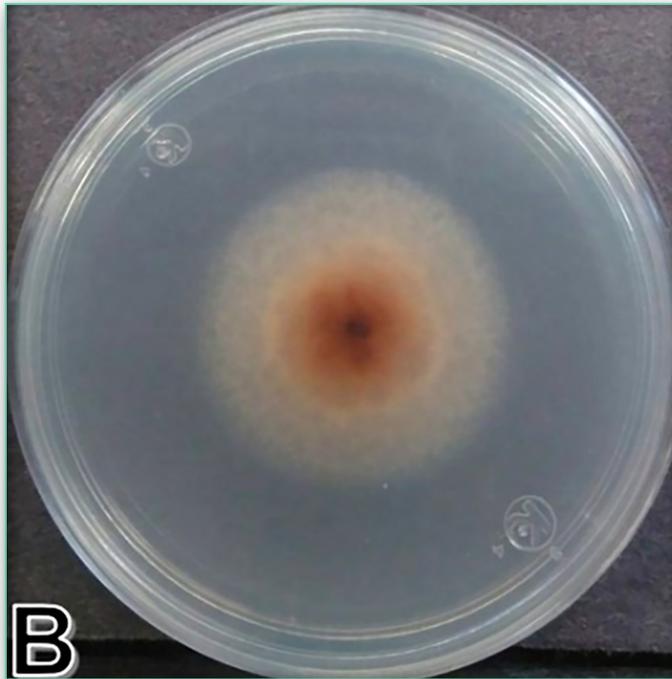


Figura 127. *Scopulariosis brevicaulis* en agar Czapek Dox incubado a 30 °C por 6 días. **A)** Colonia de color blanco con centro en café claro. **B)** Reverso de la colonia, al centro en color café oscuro a rojizo con orilla blanca.



Figura 128. Hifas septadas y conidios (aneloconidios) con un extremo redondeado agrupados en cadena de *Scopulariopsis brevicaulis* teñidos con azul de lactofenol (40x).

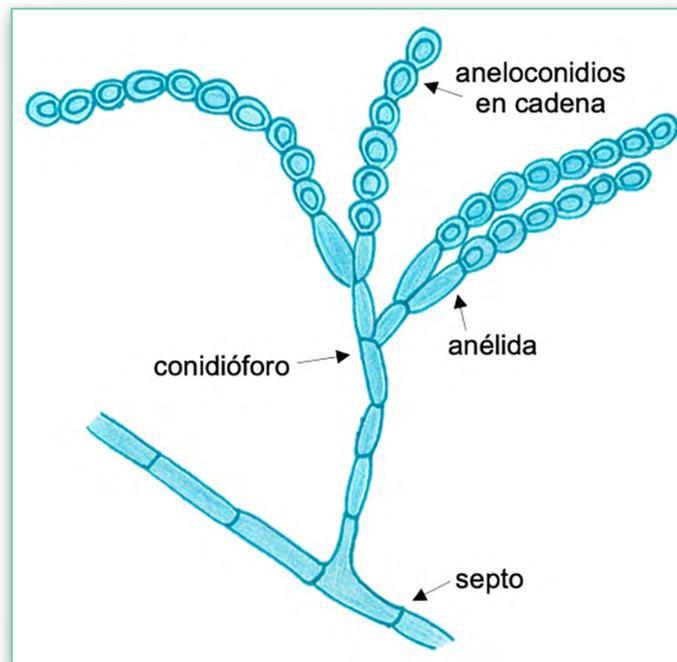


Figura 129. Estructuras microscópicas de *Scopulariopsis* spp.



Trichophyton spp.

Este género pertenece al grupo de los dermatofitos que son de distribución mundial. Al igual que el género *Microsporum* son especies geofílicas, zoofílicas y antropofílicas^{7,121}.

Especies frecuentes

En medicina veterinaria las especies más frecuentes son las del complejo *Trichophyton mentagrophytes*, *Trichophyton verrucosum*, *Trichophyton terrestre*, *Trichophyton equinum* y *Trichophyton erinacei*^{7,121,151,152,153}.

Especies afectadas

La relevancia clínica de esta micosis reside en el carácter contagioso y zoonótico, que afecta a los animales de compañía, de producción, a la fauna silvestre y también a los humanos.

Trichophyton erinacei

Es un hongo zoofílico asociado a erizos^{45,154}. Las colonias en agar dextrosa Sabouraud desarrollan de 7 a 10 días, son planas, blancas, granulares o de polvosas a vellosas o esponjosas; el reverso de la colonia se presenta de color amarillo canario brillante^{4,154} (Figura 130). En agar micobiótico presentan un desarrollo similar (Figura 131) y en DTM (Dermatophyte Test Medium) además del desarrollo colonial cambia el color del medio de cultivo (Figura 132).

Sus microconidios son piriformes o fusiformes. Puede presentar macroconidios de pared lisa y delgada con 2 a 6 células (1 a 5 septos)^{4,45,154} (Figura 133).



Otras pruebas de utilidad para confirmar su identificación son la prueba de hidrólisis de la urea, la cual es negativa después de 7 días de incubación; y la prueba de perforación en pelo *in vitro*, que resulta positiva a los 15 días de incubación^{4,45,154}.

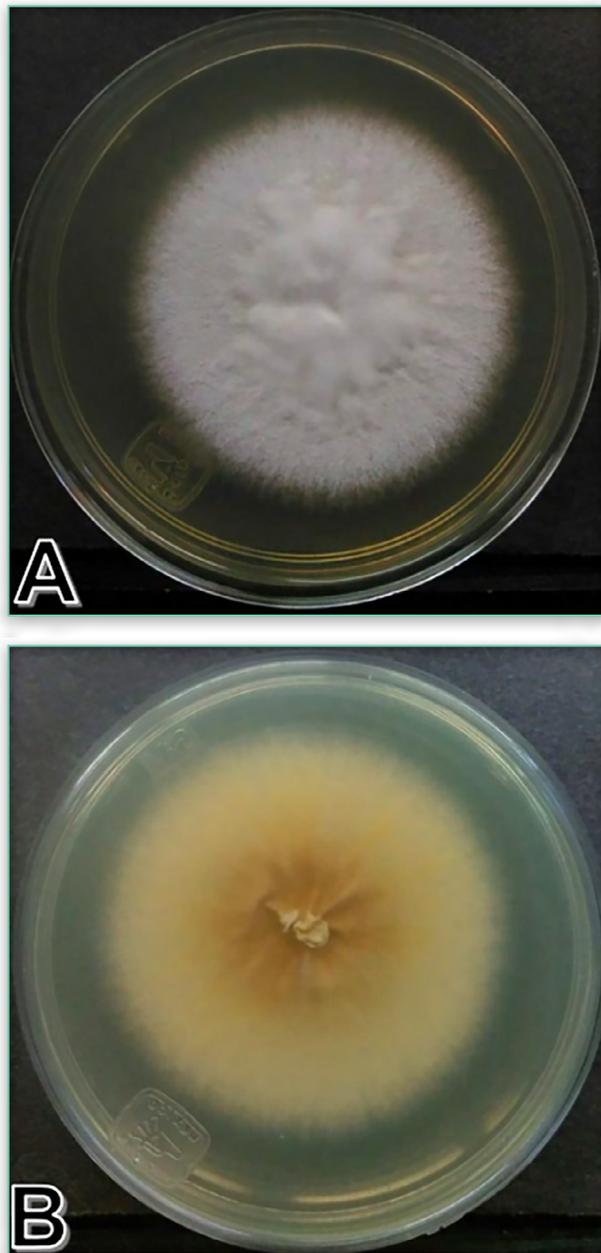


Figura 130. *Trichophyton erinacei* en ADS incubado a 30 °C por 11 días. **A)** Colonia de color blanco con apariencia granular en la periferia y esponjosa en el centro. **B)** Reverso de colonia en color amarillo.

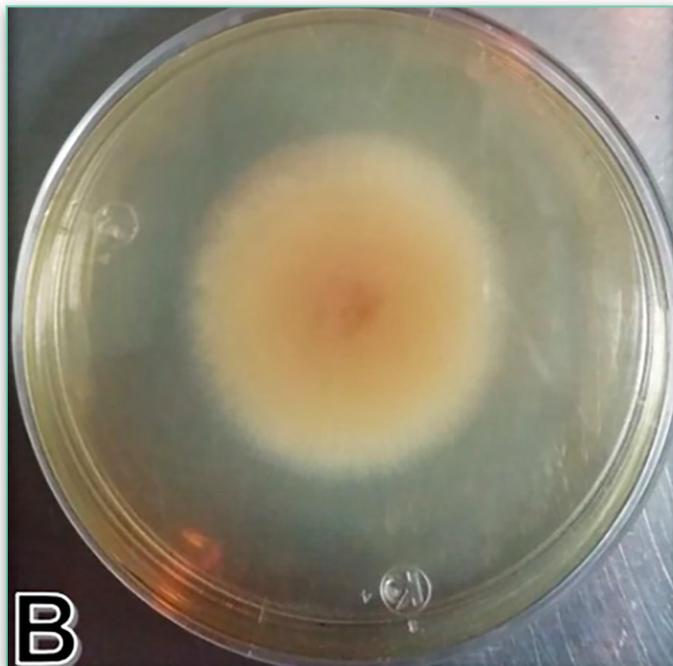
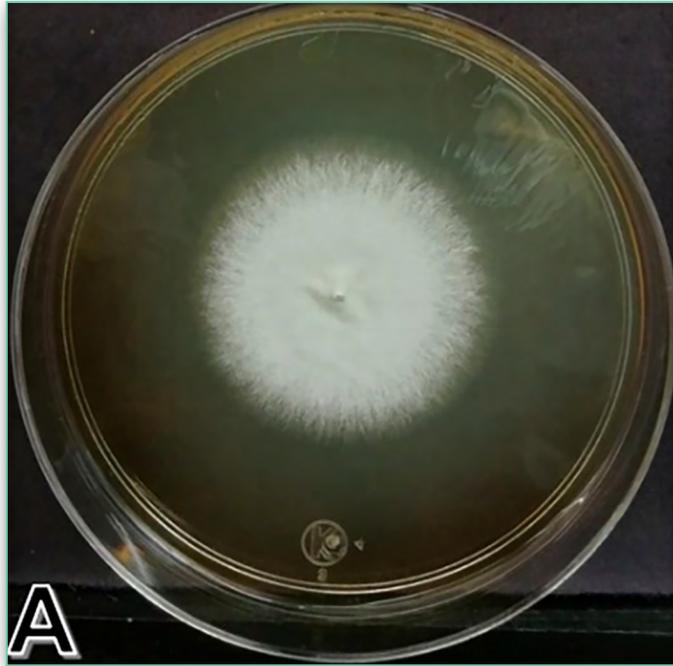


Figura 131. *Trichophyton erinacei* en agar micobiótico incubado a 30°C por 13 días. **A)** Colonia de color blanco y apariencia granular. **B)** Reverso de la colonia en color amarillo.

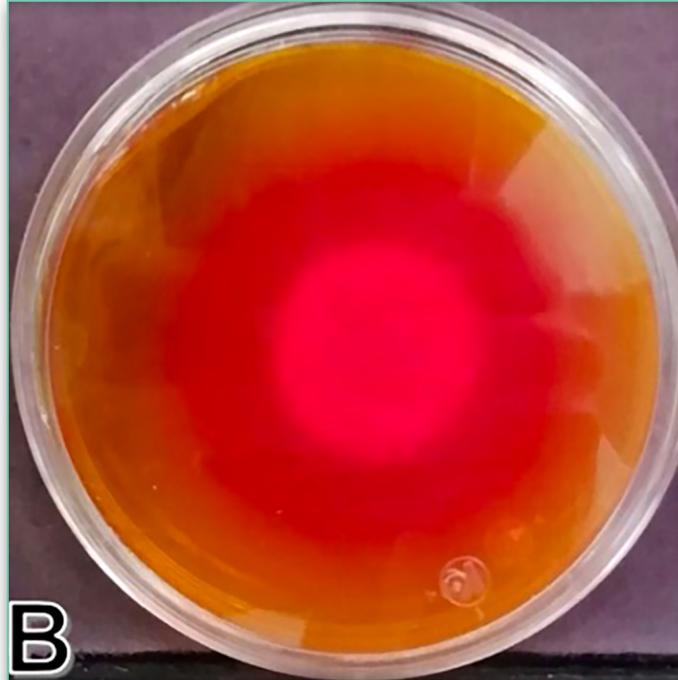


Figura 132. *Trichophyton erinacei* en DTM incubado a 30 °C por 13 días. **A)** Colonia en color blanco de apariencia granular. **B)** Al reverso de la colonia se aprecia el cambio del medio a color rojo.

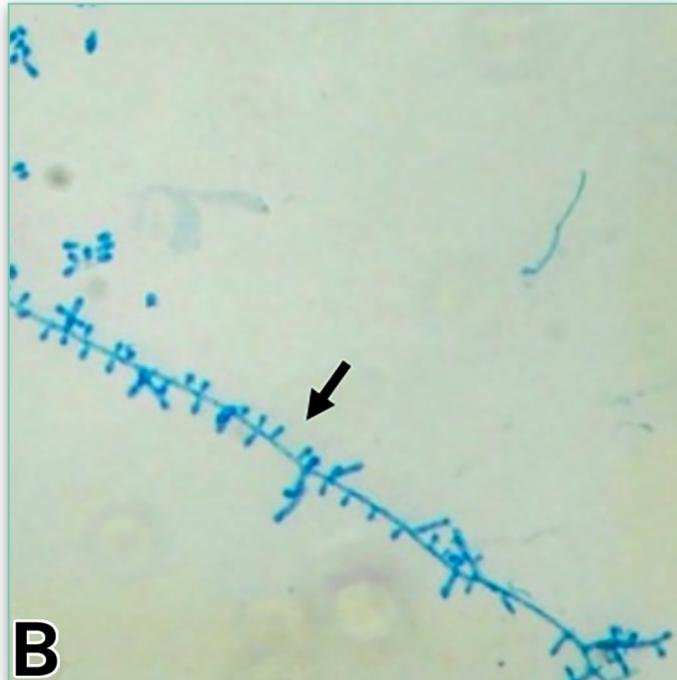
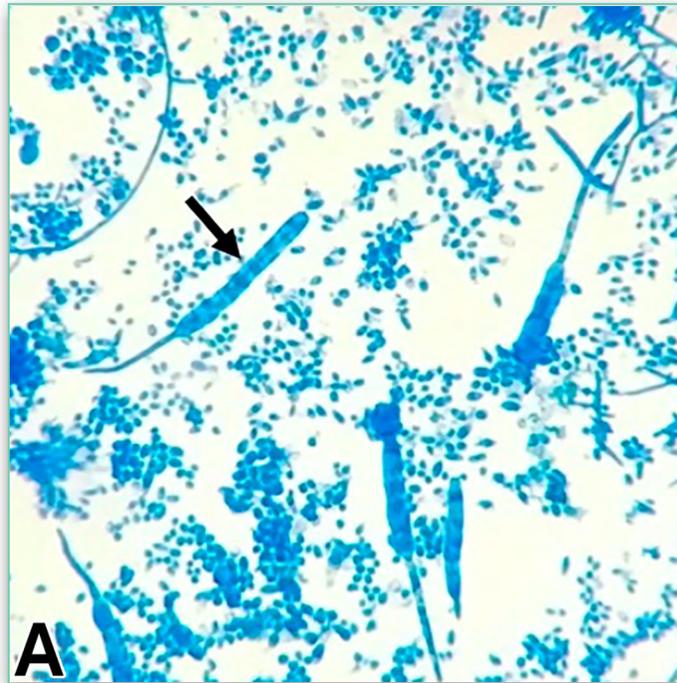


Figura 133. Macroconidios y microconidios de *Trichophyton erinacei* teñidos con azul de lactofenol (40x). **A)** Macroconidios de pared lisa con 1 a 5 septos y microconidios piriformes. **B)** Microconidios piriformes dispuestos en hifa.



Trichophyton mentagrophytes

Dermatofito zoofílico. Anteriormente se consideraba que había dos variedades de este hongo con dos desarrollos coloniales distintos. Dichas variedades eran *T. mentagrophytes* var. *mentagrophytes* y *T. mentagrophytes* var. *interdigitale*. En la actualidad estudios filogenéticos han demostrado que se trata de dos especies distintas, pero muy cercanas¹¹⁷. Macroscópicamente sus colonias son distintas, pero sus estructuras microscópicas no pueden diferenciarse entre sí^{45,116,117}.

Trichophyton interdigitale (*T. mentagrophytes* var. *interdigitale*)

Es un hongo antropofílico. Sus colonias en agar dextrosa Sabouraud son planas, de color blanco a crema, de superficie polvosa a aterciopelada, al reverso se observa pigmento amarillento a café claro (oscurece a café rojizo con la edad) y con la orilla clara^{4,45,154} (Figura 134). En agar micobiótico presentan un desarrollo similar (Figura 135).

Sus microconidios son piriformes y se organizan en grupos. Pueden presentarse macroconidios que son delgados, multiseptados y con pared lisa, hifas en espiral y en ocasiones clamidoconidios^{4,45,154} (Figura 138).

En otras pruebas de confirmación, es positivo a la prueba de perforación en pelo a los 15 días y a la prueba de hidrólisis de la urea de 3 a 5 días, registrando un máximo a los 7 días^{4,154}.

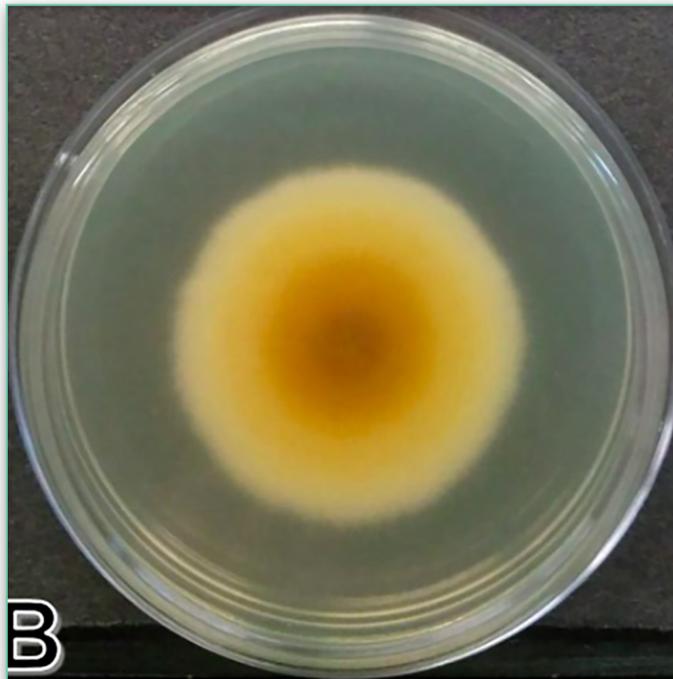
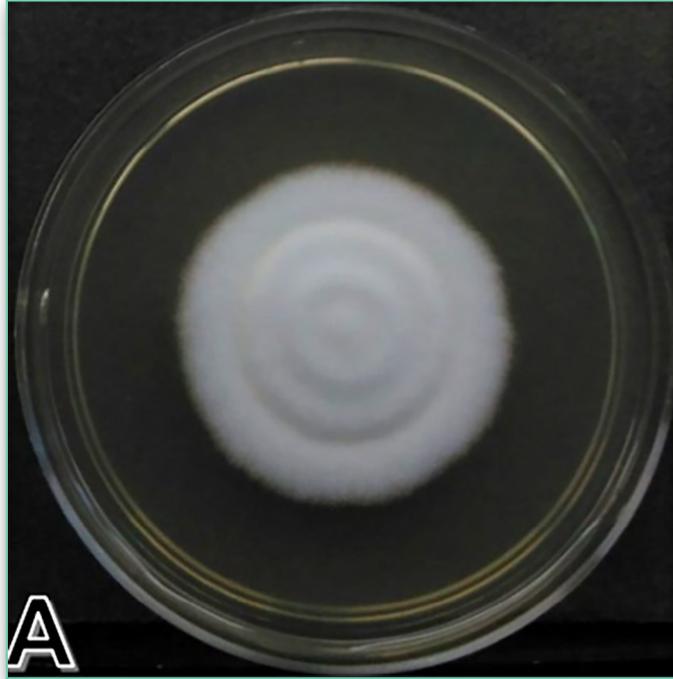


Figura 134. *Trichophyton interdigitale* (*T. mentagrophytes* var. *interdigitale*) en ADS incubado a 30 °C por 11 días. **A)** Colonia de color blanco de apariencia algodonosa y aterciopelada. **B)** Reverso de la colonia al centro de color café oscuro, rodeado de una zona amarilla y una orilla blanca.

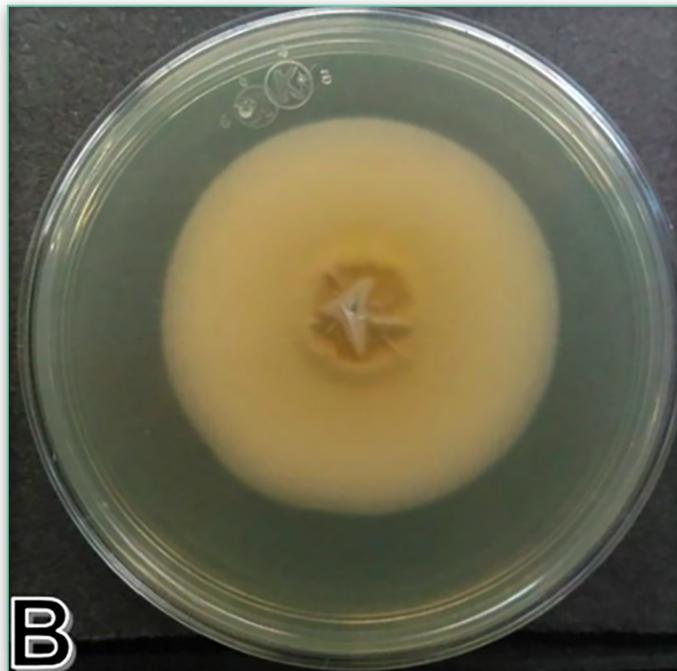
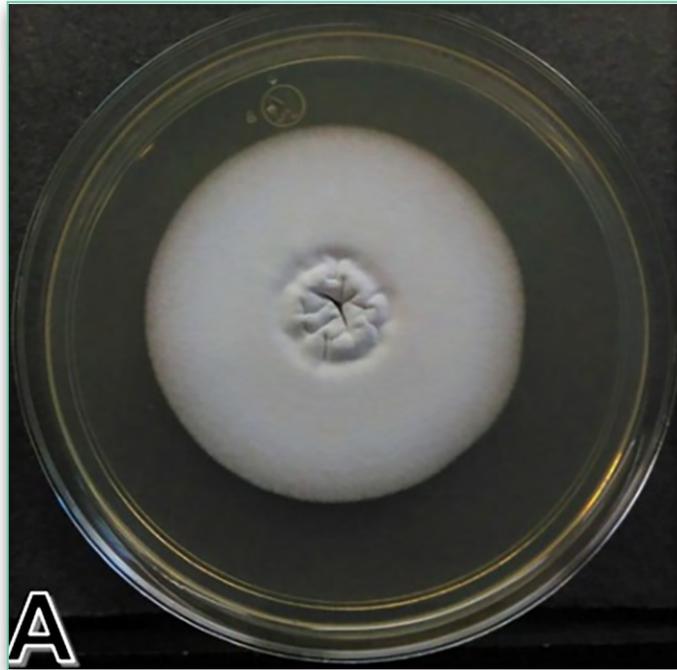


Figura 135. *Trichophyton interdigitale* (*T. mentagrophytes* var. *interdigitale*) en agar micobiótico incubado a 30 °C por 13 días. **A)** Colonia de color blanco y apariencia aterciopelada. **B)** Reverso en color amarillo a café.



Trichophyton mentagrophytes (*T. mentagrophytes* var. *mentagrophytes*)

Dermatofito zoofílico con colonias de apariencia plana, polvosas y granulares, de color blanco a crema y al reverso en color amarillo a café rojizo en agar dextrosa Sabouraud^{4,6,7,45,116,154}. Su desarrollo ocurre de 7 a 21 días. Algunas de sus colonias presentan pliegues centrales y las orillas pueden ser picudas o estrelladas^{4,154} (Figura 136). En agar micobiótico presentan un desarrollo similar (Figura 137).

Los microconidios son abundantes, esféricos o piriformes, unicelulares en racimos densos y de paredes lisas^{4,7,44,153}. Puede presentar hifas en espiral y macroconidios piriformes o con forma de puro; multicelulares de pared delgada, lisa y clamidoconidios esféricos^{4,7,45,154} (Figuras 138 y 139).

En otras pruebas de identificación, es positivo a la hidrólisis de la urea en 3 a 5 días (máximo en 7), a la prueba de perforación del pelo *in vitro* a los 14 días^{4,45,154}.

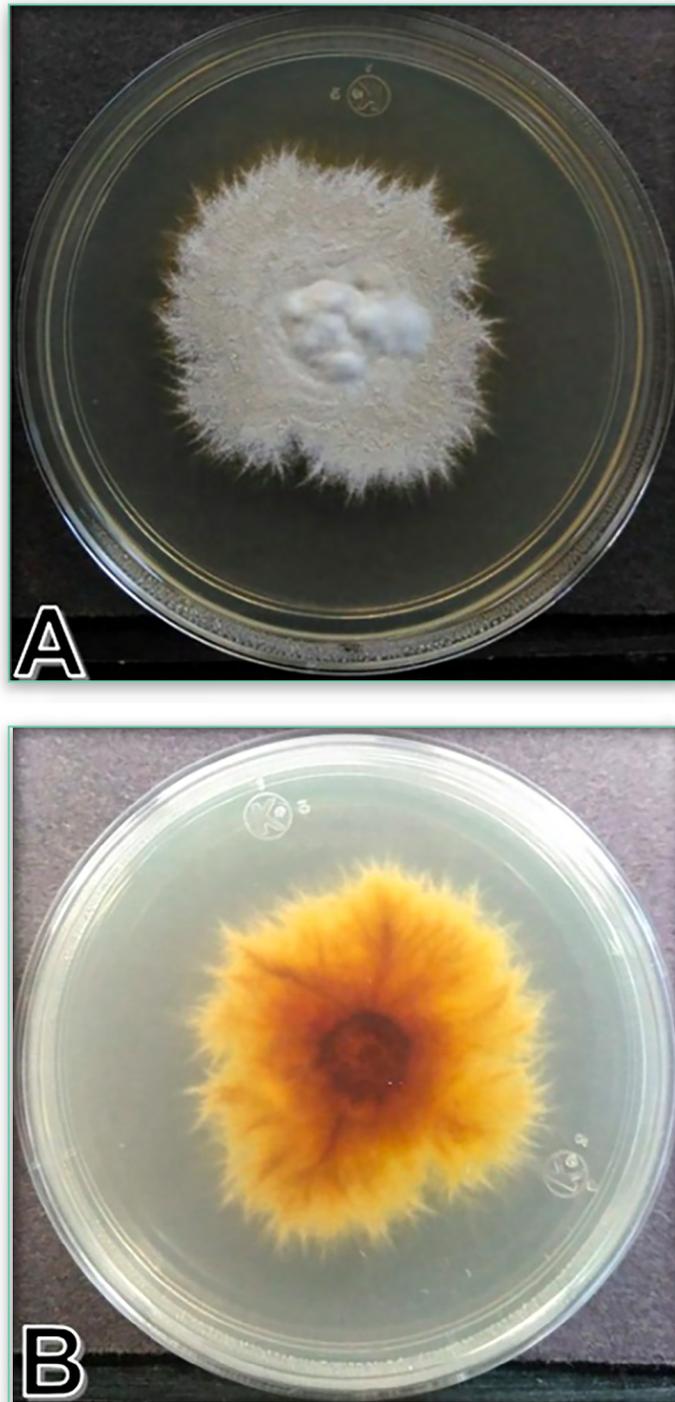


Figura 136. *Trichophyton mentagrophytes* (*T. mentagrophytes* var. *mentagrophytes*) en ADS incubado a 30 °C por 11 días. **A)** Colonia en ligero color café de apariencia granular y orilla estrellada. **B)** Reverso de la colonia con pigmentos en color café, naranja y amarillo.

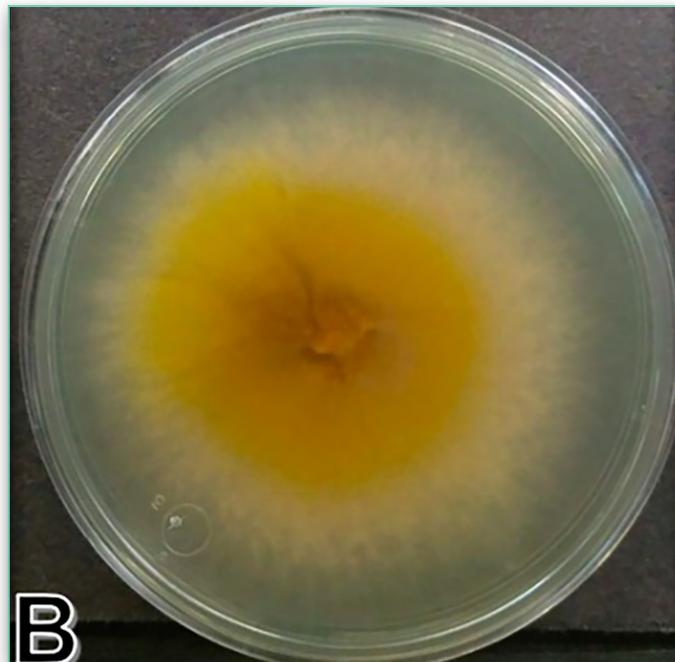


Figura 137. *Trichophyton mentagrophytes* (*T. mentagrophytes* var. *mentagrophytes*) en agar micobiótico incubado a 30 °C por 13 días. **A)** Colonia de apariencia polvosa y granular de color blanco. **B)** Reverso de la colonia al centro en color café y en amarillo hacia las orillas.

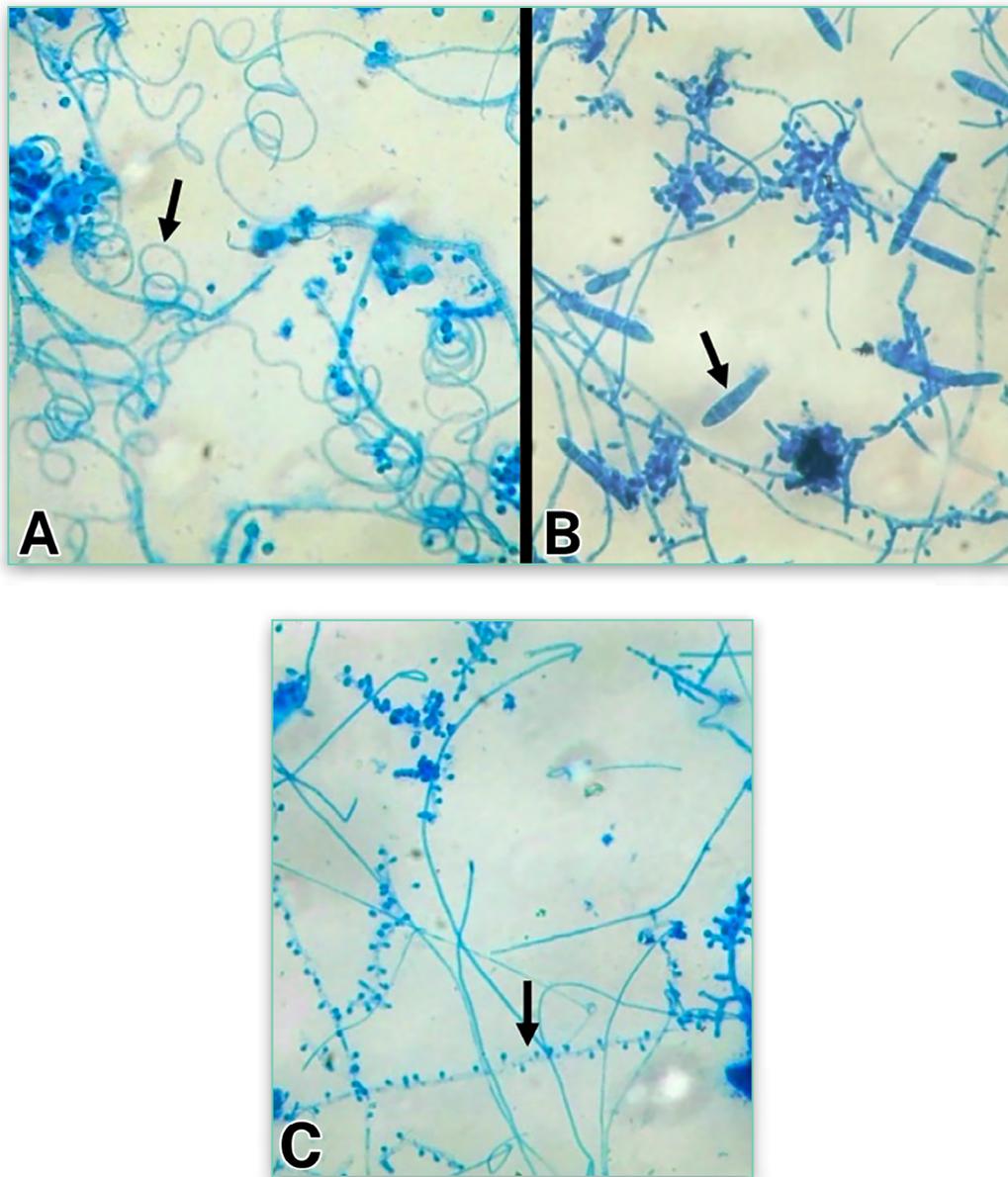


Figura 138. Hifas, macroconidios y microconidios de *Trichophyton mentagrophytes* teñidos con azul de lactofenol (40x). **A)** Hifas en espiral. **B)** Macroconidios en forma de puro. **C)** Microconidios piriformes dispuestos a lo largo de una hifa septada.

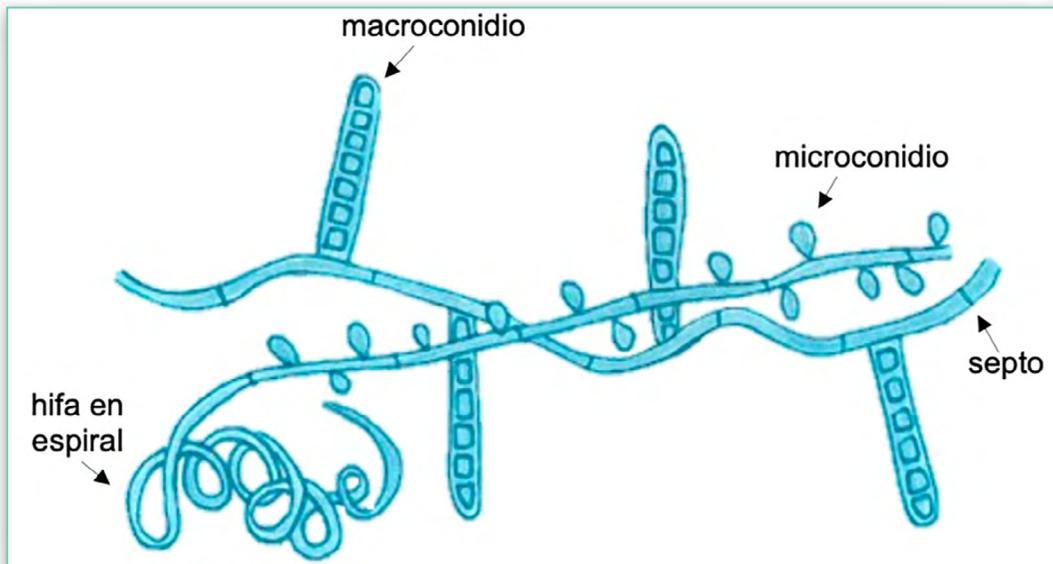


Figura 139. Estructuras microscópicas de *Trichophyton mentagrophytes*.

Trichophyton terrestre

Dermatofito geofílico, sus colonias tienen apariencia plana, vellosa, aterciopelada o granular, son de color blanco y al reverso pigmentan de color amarillo a rojizo o café^{6,45,121}. El hongo desarrolla en 8 días (**Figura 140**). Su temperatura óptima de desarrollo es de 25 a 30 °C y no hay desarrollo entre 35 y 37 °C⁶.

Al microscopio, los microconidios se observan largos y piriformes, mientras que los macroconidios son piriformes a cilíndricos, de paredes lisas y delgadas con 1 a 5 septos^{6,45} (**Figura 141**).

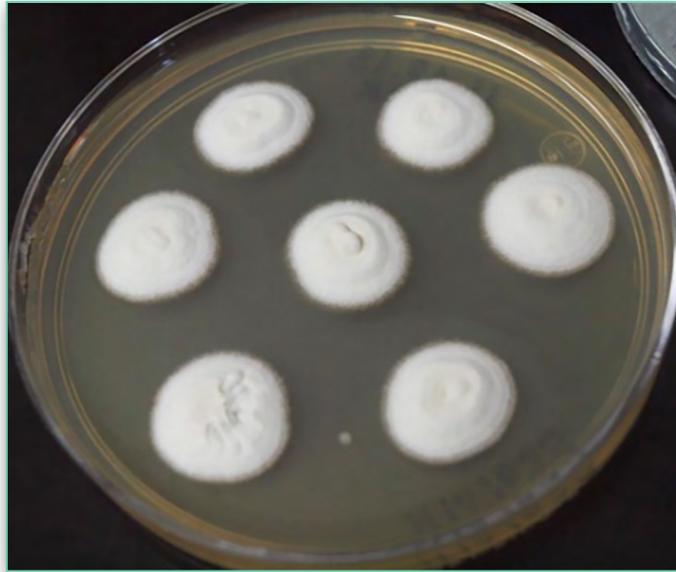


Figura 140. *Trichophyton terrestre* en agar micobiótico incubado a 30°C por 15 días. Colonias de color blanco con apariencia algodonosa y aterciopelada.

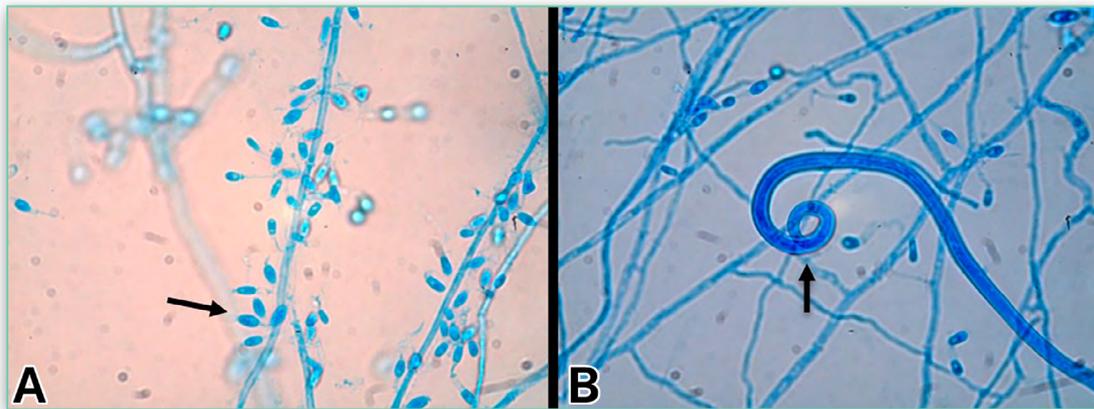


Figura 141. Microconidios e hifas de *Trichophyton terrestre* teñidos con azul de lactofenol (40x). **A)** Microconidios largos y piriformes. **B)** Hifa en espiral.



Trichophyton verrucosum

Dermatofito zoofílico de distribución mundial. Afecta principalmente a los rumiantes, en particular a los bovinos^{6,45,116,154}.

Es un hongo que requiere para su desarrollo de tiamina e inositol, sus colonias crecen entre los 21 y 30 días de incubación a una temperatura de 30 a 37 °C. Sus colonias son pequeñas, de color blanco a crema, con apariencia aterciopelada, con centro elevado y periferia estrellada, al reverso con ligero pigmento en color amarillo^{6,45,121,154} (Figura 142).

A lo largo de sus hifas septadas, se pueden encontrar dispuestos los clamidoconidios en cadenas, intercalados o terminales^{6,45,154}. Los microconidios son piriformes, los macroconidios raramente formados, no son muy distintivos y tienen forma de vaina de frijol o cola de rata^{4,6,45,154} (Figura 143).

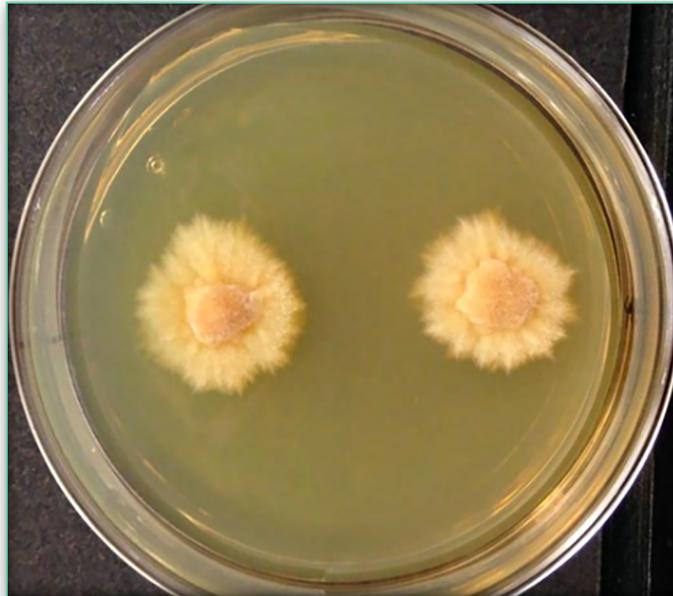


Figura 142. *Trichophyton verrucosum* en agar micobiótico adicionado con tiamina e inositol incubado a 30 °C por 21 días. Colonias de color crema con apariencia aterciopelada con centro arrugado y periferia estrellada.

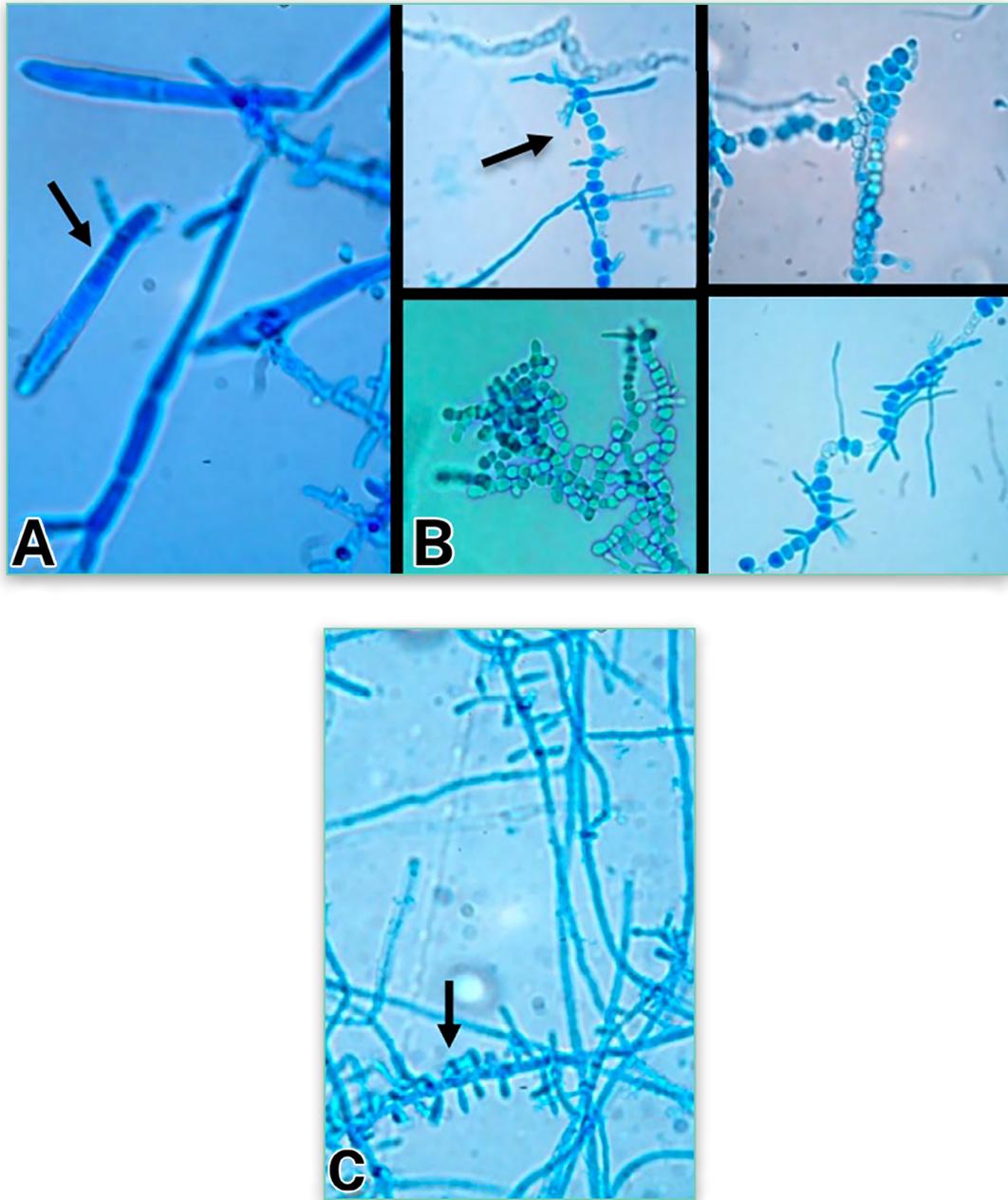


Figura 143. Clamidoconidios, macroconidios y microconidios de *Trichophyton verrucosum* teñidos con azul de lactofenol (40x).
A) Macroconidios con forma de cola de rata. **B)** Cadenas de clamidocoonidios intercalares en las hifas. **C)** Microconidios piriformes.



Hongos levaduriformes



2. Hongos levaduriformes

Candida spp.

Es un género de hongos ubicuos de distribución mundial^{1,45,155}. Algunas especies de este género forman parte de la microbiota de los mamíferos en las mucosas del aparato respiratorio, digestivo, urinario y genital¹⁵⁶⁻¹⁵⁹.

Especies frecuentes

El género cuenta con más de 200 especies^{4,155}. Entre las más aisladas se encuentran: *Candida albicans*, *Candida tropicalis*, *Candida glabrata*, *Candida parapsilosis*, *Pichia kudriavzevii* (*Candida krusei*), *Clavispora lusitaniae* (*Candida lusitaniae*), *Meyerozyma guilliermondii* (*Candida guilliermondii*), *Kluyveromyces marxianus* (*Candida kefyr*) y *C. auris* (infecciones en humanos hospitalizados)¹⁵⁵.

Algunas especies pertenecientes de este género se han integrado en un complejo distinguible únicamente mediante pruebas moleculares. Algunas otras han sido reclasificadas y su nombre ha cambiado¹⁶⁰. Como es el caso del complejo



Candida glabrata que ahora incluye a las especies *Candida glabrata*, *Candida bracarensis* y *Candida nivariensis*, y el complejo *Candida parapsilosis* que comprende a las especies *Candida parapsilosis*, *Candida orthopsilosis*, *Candida metapsilosis* y *Lodderomyces elongisporus*^{45,160}.

Especies animales afectadas

Pueden comportarse como patógenos oportunistas, ya que algunas especies son parte de la microbiota de los animales y otras se pueden encontrar en el medio ambiente. Se ha aislado de la leche de vacas^{12,13,161}, de cabras^{69,156} y borrega¹⁰⁵, así como de caballos^{104,159,162}, aves^{12,145,157}, gatos^{158,163,164} y cerdos^{12,165}. A continuación se presentan las principales afecciones micóticas por este género en los animales (Cuadro 19).

Características macroscópicas y microscópicas

Las especies del género desarrollan sus colonias en un lapso de 24 a 48 horas en agar dextrosa Sabouraud. Por lo general son de color blanco a crema, de apariencia lisa, brillosas o secas, arrugadas y mate^{45,155}.

Los blastoconidios pueden ser esféricos, elongados y alargados, también pueden presentar pseudohifas, tubos germinales, hifas verdaderas o clamidoconidios^{45,155,160}.



Cuadro 19

Manifestaciones clínicas de especies del género *Candida*.

Espece animal	Localización, lesión o patología	Espece de <i>Candida</i>
Borrega (sana)	Leche	<i>C. albicans</i> , <i>C. glabrata</i> , <i>C. tropicalis</i> , <i>C. parapsilosis</i> , <i>Candida</i> spp.
Caballo	Aparato reproductor sano (yeguas)	<i>C. zeylanoides</i> , <i>Pichia kudriavzevii</i> (<i>C. krusei</i>), <i>Pichia fermentans</i> (<i>C. lambica</i>) y <i>Debaryomyces hansenii</i> (<i>C. famata</i>)
	Conjuntiva ocular sana	<i>C. tropicalis</i> , <i>C. parapsilosis</i> , <i>C. glabrata</i> , <i>Trichomonascus ciferrii</i> (<i>C. ciferrii</i>), <i>Diutina catenulata</i> (<i>C. catenulata</i>), <i>Diutina rugosa</i> (<i>C. rugosa</i>), <i>Meyerozyma guilliermondii</i> (<i>C. guilliermondii</i>), <i>Pichia kudriavzevii</i> (<i>C. krusei</i>), y <i>Debaryomyces hansenii</i> (<i>C. famata</i>)
	Mucosa nasal sana	<i>C. tropicalis</i> , <i>C. parapsilosis</i> , <i>Meyerozyma guilliermondii</i> (<i>C. guilliermondii</i>) y <i>Debaryomyces hansenii</i> (<i>C. famata</i>)
Cabra (sana)	Leche	<i>C. glabrata</i> , <i>C. albicans</i> , <i>C. parapsilosis</i> , <i>Clavispora lusitaniae</i> (<i>C. lusitaniae</i>), <i>Meyerozyma guilliermondii</i> (<i>C. guilliermondii</i>), <i>Kluyveromyces marxianus</i> (<i>C. kefyr</i>) y <i>Debaryomyces hansenii</i> (<i>C. famata</i>)
Vaca (sana)	Leche	<i>C. glabrata</i> , <i>C. zeylanoides</i> , <i>C. norvegica</i> , <i>C. viswanathii</i> , <i>C. tropicalis</i> , <i>C. intermedia</i> , <i>Meyerozyma guilliermondii</i> (<i>C. guilliermondii</i>), <i>Kluyveromyces marxianus</i> (<i>C. kefyr</i>) y <i>Pichia kudriavzevii</i> (<i>C. krusei</i>)



Especie animal	Localización, lesión o patología	Especie de Candida
Borrega (mastitis)	Leche	<i>C. albicans</i> , <i>C. glabrata</i> , <i>C. tropicalis</i> , <i>Meyerozyma guilliermondii</i> (<i>C. guilliermondii</i>)
Vaca (mastitis)	Leche	<i>C. zeylanoides</i> , <i>C. norvegica</i> , <i>C. vizwanathii</i> , <i>C. tropicalis</i> , <i>C. glabrata</i> , <i>C. albicans</i> , <i>C. parapsilosis</i> , <i>C. intermedia</i> , <i>Meyerozyma guilliermondii</i> (<i>C. guilliermondii</i>), <i>Kluyveromyces marxianus</i> (<i>C. kefyr</i>), <i>Pichia kudriavzevii</i> (<i>C. krusei</i>), <i>Clavispora lusitaniae</i> (<i>C. lusitaniae</i>), <i>Diutina rugosa</i> (<i>C. rugosa</i>), <i>Cyberlindnera jadinii</i> (<i>C. utilis</i>) y <i>Debaryomyces hansenii</i> (<i>C. famata</i>)
Vaca	Abortos	<i>Candida</i> spp.
Gatos	Rinitis	
	Granuloma gastrointestinal	
Lechones	Candidiasis digestiva	<i>Candida glabrata</i>
	Septicemia	
Cabra (mastitis)	Leche	<i>C. albicans</i> , <i>C. parapsilosis</i> , <i>C. glabrata</i> y <i>Clavispora lusitaniae</i> (<i>C. lusitaniae</i>),
Aves	Candidiasis en aparato digestivo	<i>C. albicans</i> , <i>C. parapsilosis</i> , <i>C. tropicalis</i> y <i>Pichia kudriavzevii</i> (<i>C. krusei</i>)
Loro (<i>Eclectus roratus</i>)	Ventriculitis necrotizante	<i>Pichia kudriavzevii</i> (<i>C. krusei</i>)
Mina común	Osteoartritis e infección sistémica	<i>Candida albicans</i>



Candida albicans

En mamíferos puede encontrarse como microbiota en mucosas y aparato digestivo^{1,25,45,160}. Algunos aislamientos ambientales se han obtenido a partir de fuentes contaminadas con las heces de humanos o animales, como agua, aire, suelo y plantas^{45,160}.

Características macroscópicas y microscópicas

En agar dextrosa Sabouraud se desarrollan entre 24 y 48 horas; sus colonias son de apariencia cremosa y lisa, de color blanco a crema, algunas cepas producen un borde evidente de pseudohifas alrededor de la colonia^{4,6,45,155,160} (Figura 144). En CHROMagar Candida® las colonias se observan de color verde esmeralda³⁸ (Figura 145), mientras que en agar BiGGY® son de color café oscuro y brillantes en la superficie (plateado)^{6,39,40} (Figura 146).

Esta especie es considerada polimórfica¹. En la fase de levaduras, se observan los blastoconidios esféricos (Figura 147), tubo germinal y pseudohifas^{4,6,45,155,160}. Mientras que en la fase de filamento, presenta hifas septadas, con formación de clamidoconidios intercalares, centrales o terminales^{4,6,45,155} (Figura 148).

Pruebas de identificación

Para su identificación, además de las características morfológicas, son útiles su desarrollo a 40°C y resistencia a la cicloheximida^{4,6,45}.



Figura 144. *Candida albicans* ADS incubado a 37 °C por 48 horas. Colonias de color blanco a crema con apariencia cremosa y bordes lisos.



Figura 145. *Candida albicans* en CHROMagar Candida® incubado a 37 °C por 48 horas. Colonias en color verde.



Figura 146. *Candida albicans* en agar BiGGY® incubado a 37 °C por 48 horas. Colonias en color café oscuro.



Figura 147. Blastoconidios ovalados de *Candida albicans* teñidos con la tinción de Gram (100x).

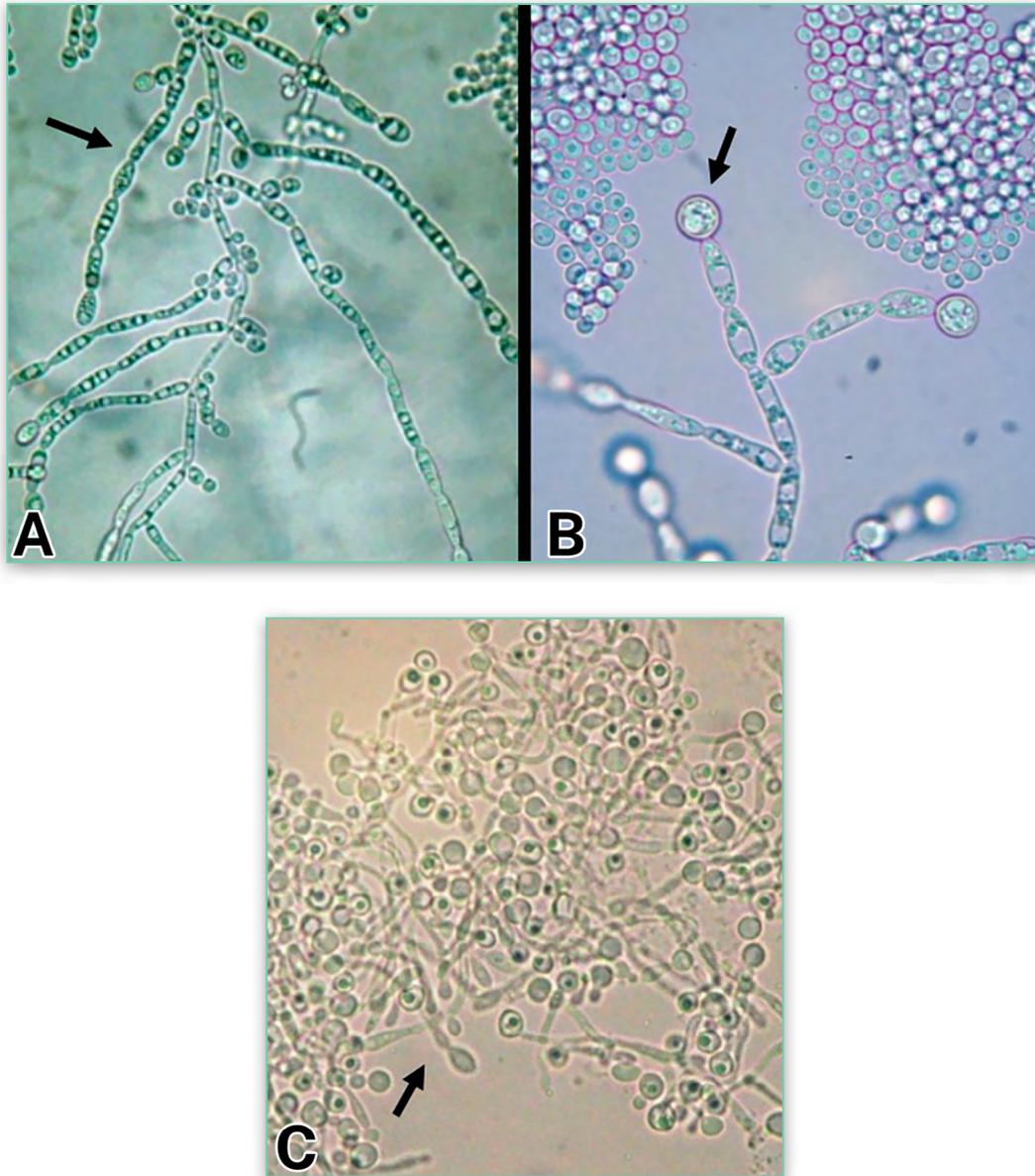


Figura 148. *Candida albicans*.
A) Pseudohifas (40x), **B)** Clamidoconidios (100x)
y **C)** Tubos germinales (100x).



Complejo *Candida glabrata*

Se ha aislado de leche de vacas clínicamente sanas y con mastitis clínica y de un lechón con septicemia^{13,165}. Este complejo está constituido por *Candida glabrata*, *Candida bracarensis* y *Candida nivariensis*^{45,160}.

Estructuras macroscópicas y microscópicas

En agar dextrosa Sabouraud se desarrolla entre 24 y 48 horas, sus colonias son pequeñas, de color blanco a crema, de aspecto liso, brillante y consistencia pastosa^{6,45,155,160} (Figura 149). En CHROMagar *Candida*® se observan en color lila a rosa claro mate³⁸ (Figura 150), mientras que en agar BiGGY® se observan de color marrón claro^{39,40} (Figura 151).

Microscópicamente, sus blastoconidios son de forma ovoide a elipsoidales, no forma pseudohifas ni clamidocoidios^{6,45,155,160} (Figura 152).

Pruebas de identificación

Se desarrolla hasta a 42°C, no se desarrolla en presencia de cicloheximida^{6,155}.



Figura 149. *Candida glabrata* en ADS incubado a 37 °C por 48 horas. Colonias planas en color blanco.



Figura 150. *Candida glabrata* en CHROMagar Candida® incubado a 37 °C por 48 horas. Colonias de color lila a rosa claro.



Figura 151. *Candida glabrata* en agar BiGGY® incubado a 37 °C por 48 horas. Se observan colonias de color café claro.

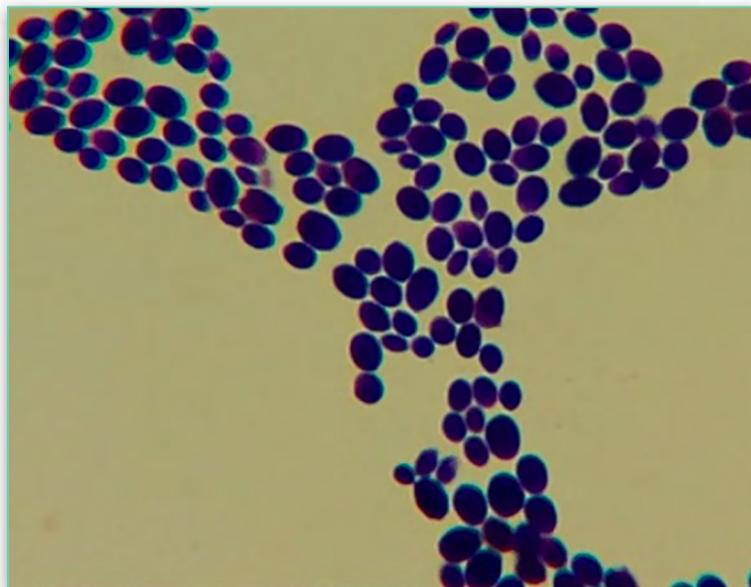


Figura 152. Blastoconidios elipsoidales de *Candida glabrata* teñidos con la tinción de Gram (100x).



Meyerozyma guilliermondii (*Candida guilliermondii*)

Se ha logrado aislar a partir de suero de leche, peces y heces de animales⁴⁵.

Estructuras macroscópicas y microscópicas

En agar dextrosa Sabouraud se desarrolla de las 24 a las 48 horas, las colonias son de color blanco a crema, de apariencia lisa y húmeda, de aspecto brillante con bordes lisos^{6,45,155} (Figura 153). En CHROMagar Candida® sus colonias son de color rosa claro brillante³⁸ (Figura 154).

Microscópicamente sus blastoconidios son esféricos y anchos, las pseudohifas son cortas y ramificadas, no produce tubo germinal ni clamidoconidios^{6,45,155} (Figura 155).

Pruebas de identificación

Se desarrolla en presencia de cicloheximida, asimilación y fermentación de carbohidratos^{6,45}.

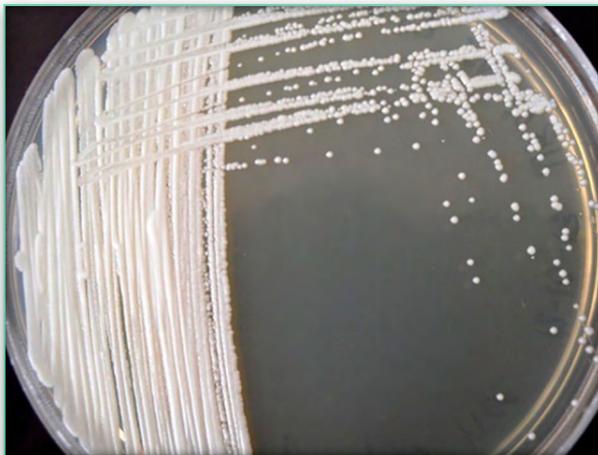


Figura 153. *Meyerozyma guilliermondii* (*Candida guilliermondii*) en ADS incubado a 37 °C por 48 horas. Colonias pequeñas de color blanco, de apariencia lisa y cremosas.



Figura 154. *Meyerozyma guilliermondii* (*Candida guilliermondii*) en CHROMagar Candida® incubado a 37 °C por 48 horas. Colonias de color lila.

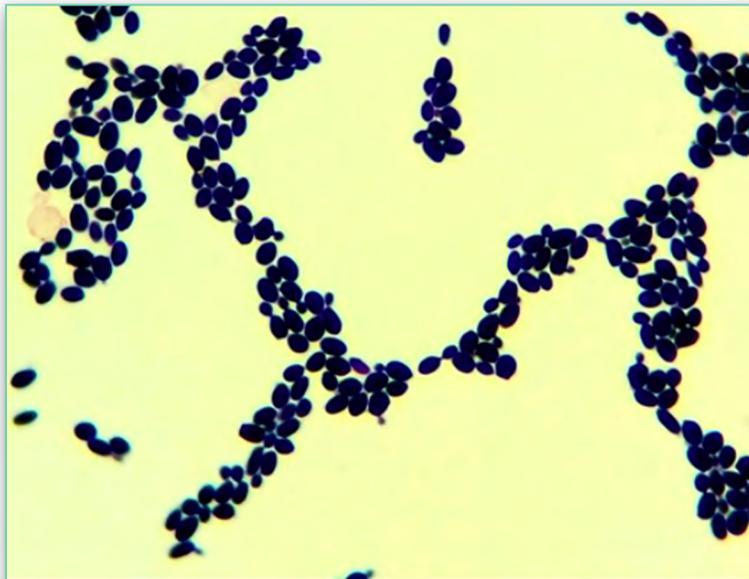


Figura 155. Blastoconidios ovoides de *Meyerozyma guilliermondii* (*Candida guilliermondii*) teñidos con la tinción de Gram (100x).



Kluyveromyces marxianus (*Candida kefir*)

Se ha aislado de granos, productos lácteos y otros alimentos de origen animal. Es común aislarla de la leche de animales clínicamente sanos y de sus productos lácteos, como el queso fresco^{13,156}.

Estructuras macroscópicas y microscópicas

En agar dextrosa Sabouraud las colonias se desarrollan en un lapso de 24 a 48 horas, son de color blanco a crema, de aspecto liso y brillante^{6,45,155} (Figura 156).

En CHROMagar Candida® las colonias son de color beige a rosa claro mate, es difícil distinguirlas de otras especies³⁸ (Figura 157). En agar BiGGY® las colonias son de color café rojizo oscuro^{39,40} (Figura 158).

Al microscopio, los blastoconidios son de forma ovoide cortos o largos, pueden ser elongados; mientras que, las pseudohifas son ramificadas y en ocasiones son ausentes o en poca cantidad^{6,45} (Figura 159).

Pruebas de identificación

Las colonias pueden desarrollarse a temperaturas de 40°C y también en presencia de cicloheximida^{6,45,155}.



Figura 156. *Kluyveromyces marxianus* (*Candida kefir*) en ADS incubado a 37 °C por 48h. Colonias de color blanco a crema, de apariencia lisa y cremosa.



Figura 157. *Kluyveromyces marxianus* (*Candida kefir*) en CHROMagar Candida® incubado a 37 °C por 48 horas. Colonias en color rosa claro.



Figura 158. *Kluyveromyces marxianus* (*Candida kefyi*) en agar BiGGY® incubado a 37 °C por 48 horas. Colonias en color café claro.

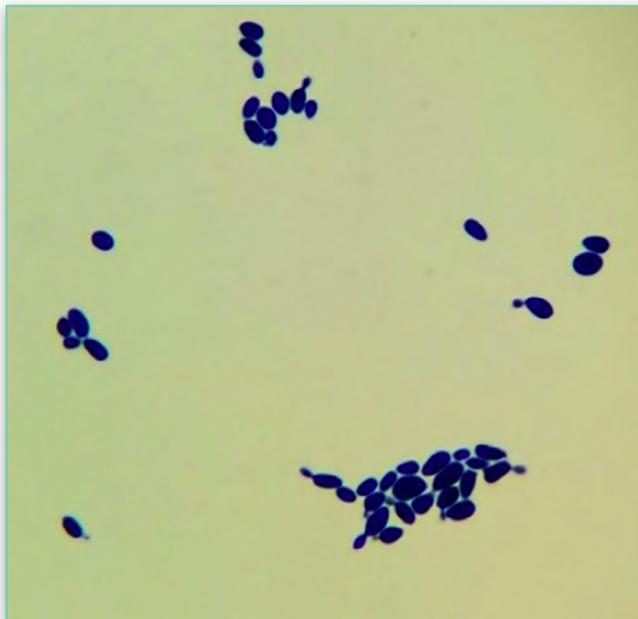


Figura 159. Blastocnidios ovoides cortos de *Kluyveromyces marxianus* (*Candida kefyi*) teñidos con la tinción de Gram (100x).



Pichia kudriavzevii (*Candida krusei*)

Se ha aislado de cerveza, productos lácteos y del excremento de animales y de las aves, también se ha encontrado en la leche de rumiantes clínicamente sanos y con mastitis subclínica y clínica^{13,45}.

Estructuras macroscópicas y microscópicas

En agar dextrosa Sabouraud las colonias se desarrollan entre 24 y 48 horas, son de color blanco a crema, de apariencia plana, rugosa y de consistencia seca con bordes irregulares^{6,45,155} (**Figura 160**). En CHROMagar Candida® las colonias son rugosas de color rosa al centro y en color blanco^{38,45} (**Figura 161**). En agar BiGGY® las colonias se observan de color café con un ligero halo amarillo^{39,40} (**Figura 162**).

Microscópicamente los blastoconidios son de forma ovoide pequeños o elongados, y presenta pseudohifas ramificadas^{6,45,155} (**Figura 163**).

Pruebas de identificación

Puede desarrollarse el hongo a una temperatura de 42°C y no desarrolla en presencia de cicloheximida^{6,155}. Cuando se le cultiva en tubos con caldo dextrosa Sabouraud forma una película en la superficie que ayuda en su diferenciación respecto de otras especies del género⁶ (**Figura 164**).



Figura 160. *Pichia kudriavzevii* (*Candida krusei*) en ADS incubado a 37°C por 48 horas. Colonias de color crema con apariencia plana y rugosa, de consistencia seca.

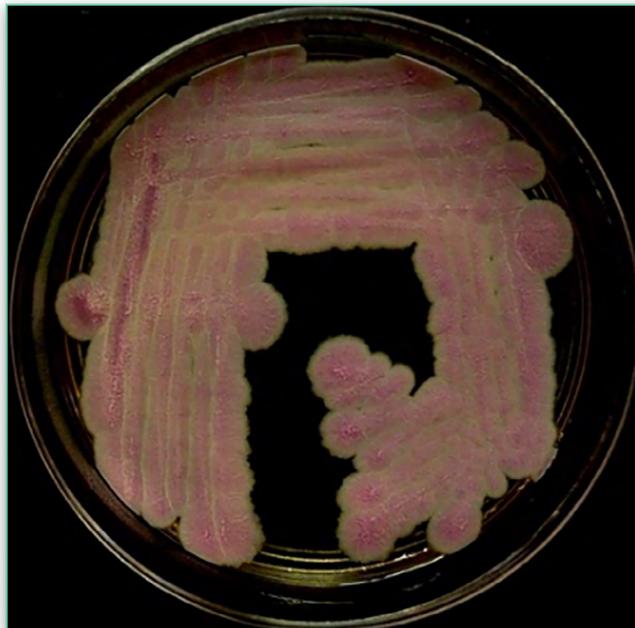


Figura 161. *Pichia kudriavzevii* (*Candida krusei*) en CHROMagar Candida® incubado a 37°C por 48 horas. Colonias de color rosa con orilla blanca, de aspecto seco y rugoso.

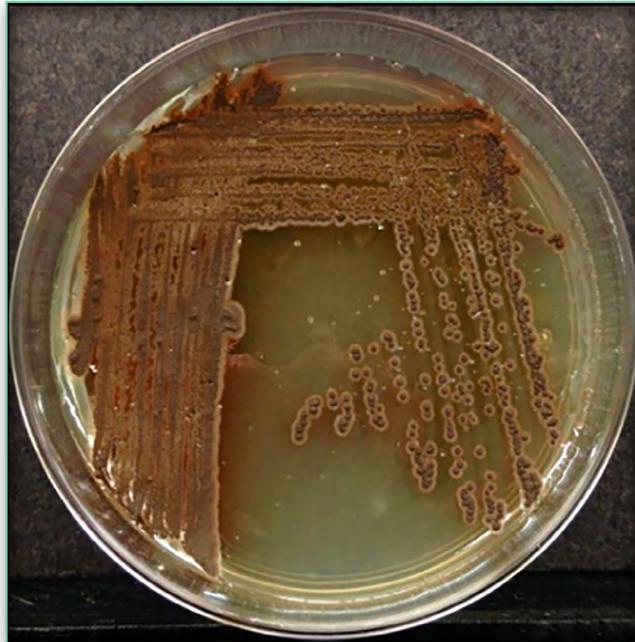


Figura 162. *Pichia kudriavzevii* (*Candida krusei*) en agar BiGGY® incubado a 37 °C por 48 horas. Colonias de color café oscuro, secas y con un ligero halo amarillo alrededor.

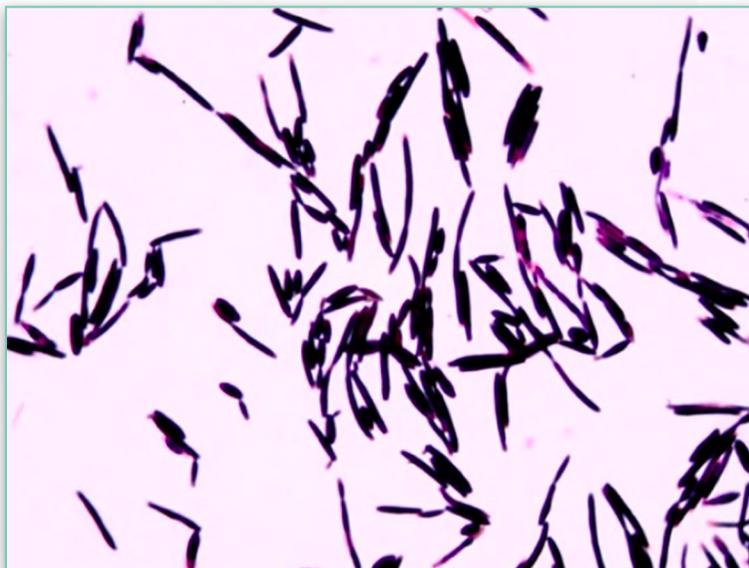


Figura 163. Blastoconidios alargados, gruesos y delgados de *Pichia kudriavzevii* (*Candida krusei*) teñidos con la tinción de Gram (100x).



Figura 164. Formación de película de *Pichia kudriavzevii* (*Candida krusei*) en caldo Sabouraud incubado a 37 °C por 24 horas.

Clavispora lusitaniae (*Candida lusitaniae*)

Se encuentra en frutas y en una gran variedad de materiales vegetales. Ocasionalmente se ha aislado de la leche de rumiantes^{13,69}.

Características macroscópicas y microscópicas

En agar dextrosa Sabouraud las colonias desarrollan de 24 a 48 horas, son de color blanco a crema, de aspecto brillante, lisas



o rugosas^{6,155} (Figura 165). En CHROMagar Candida® las colonias son de color lila mate (Figura 166). No se desarrolla en agar BiGGY®¹⁵⁶.

Al microscopio, los blastoconidios son redondos u ovals, produce pseudohifas delgadas y ramificadas con pequeñas cadenas de blastoconidios elongados^{6,155} (Figura 167).

Pruebas de identificación

A una temperatura de hasta 42 °C desarrolla y también en presencia de cicloheximida^{6,155}.



Figura 165. *Clavispora lusitaniae* (*Candida lusitaniae*) en ADS incubado a 37 °C por 48 horas. Colonias en color crema, de aspecto liso y húmedo con bordes definidos.



Figura 166. *Clavispora lusitaniae* (*Candida lusitaniae*) en CHROMagar Candida® incubado a 37°C por 48 horas. Colonias en color lila claro.

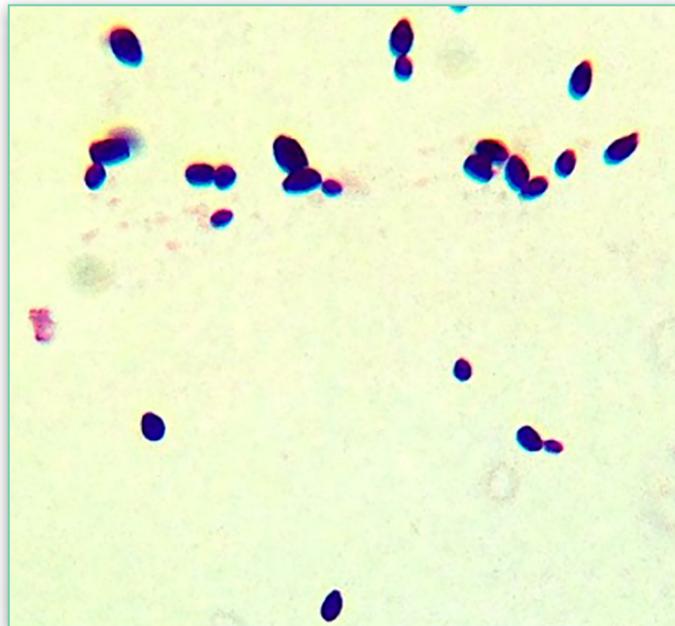


Figura 167. Blastoconidios ovoides y pequeños de *Clavispora lusitaniae* (*Candida lusitaniae*) teñidos con la tinción de Gram (100x).



Complejo *Candida parapsilosis*

Actualmente este complejo se encuentra constituido por las especies: *Candida parapsilosis*, *Candida orthopsilosis*, *Candida metapsilosis*, *Lodderomyces elongisporus*^{44,160}.

Estructuras macroscópicas y microscópicas

En agar dextrosa Sabouraud las colonias desarrollan en un lapso de 24 a 48 horas, son de color blanco a crema, de apariencia lisa, brillosas con aspecto húmedo^{6,45,155,160} (Figura 168). En CHROMagar Candida® forma colonias de color blanco a crema o rosa mate³⁸ (Figura 169), mientras que en agar BiGGY® se observan de color café rojizo claro a oscuro^{39,40} (Figura 170).

Microscópicamente, los blastoconidios son ovoides y pueden ser alargados y gruesos, las pseudohifas son multiramificadas^{6,45,155} (Figura 171).

Pruebas de identificación

Alcanza a desarrollar a 37°C, no se desarrolla con cicloheximida, asimilación y fermentación de carbohidratos^{6,45}.



Figura 168. *Candida parapsilosis* en ADS incubado a 37°C por 48 horas. Colonias de color crema, de apariencia húmeda y aspecto liso.



Figura 169. *Candida parapsilosis* en CHROMagar Candida® incubado a 37°C por 48 horas. Colonias en color lila claro.



Figura 170. *Candida parapsilosis* en agar BiGGY® incubado a 37 °C por 48 horas. Colonias de color café claro a marrón.

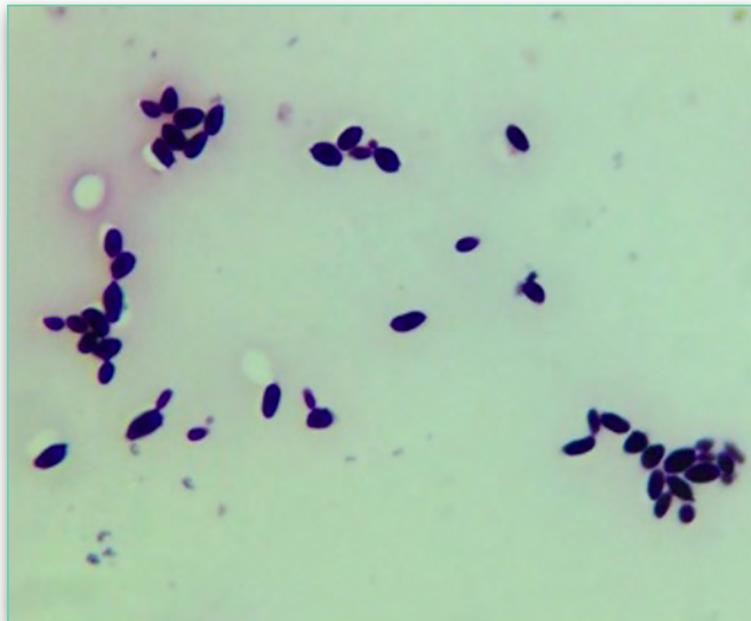


Figura 171. Blastoconidios pequeños ovoides de *Candida parapsilosis* teñidos con tinción de Gram (100x).



Candida tropicalis

Se ha aislado de heces y del suelo, también se ha encontrado en camarones, en la leche de rumiantes clínicamente sanos y con mastitis subclínica y clínica^{13,160}.

Características macroscópicas y microscópicas

Las colonias desarrollan entre 24 y 48 horas en agar dextrosa Sabouraud, son de color blanco, de aspecto cremoso, lisas y con bordes arrugados o con un margen micelial (Figura 172). En CHROMagar Candida® las colonias son de color azul metálico^{6,38,45} (Figura 173). En agar BiGGY® forma colonias de color café oscuro con prominencia negra central^{39,40} (Figura 174).

Al microscopio, los blastoconidios son redondos u ovales (Figura 175). Produce pseudohifas ramificadas, puede desarrollar hifas verdaderas y raramente habrá clamidoconidios en forma de gota^{6,45,155}.

Pruebas de identificación

Se desarrolla a 40 °C y en presencia de cicloheximida⁴⁵. Cuando es cultivada en caldo dextrosa Sabouraud forma una película en la superficie del tubo^{6,155}.

La figura 176 muestra un esquema de los blastoconidios de *Candida* spp.

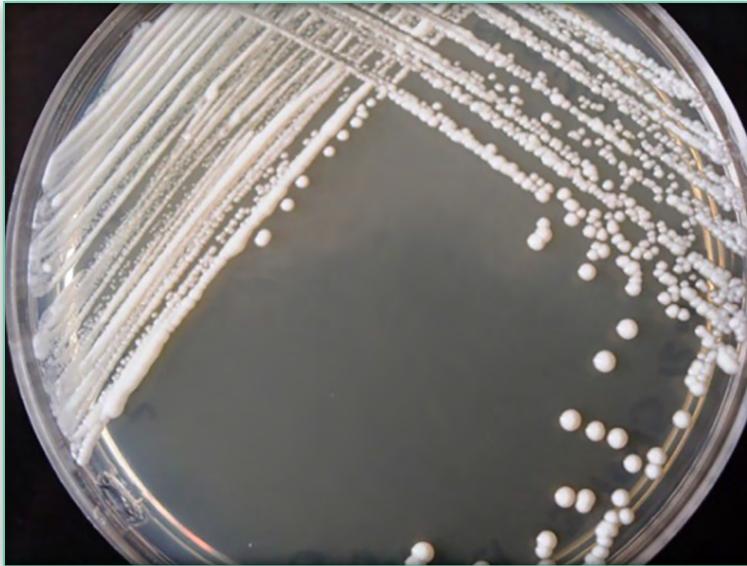


Figura 172. *Candida tropicalis* en ADS incubado a 37°C por 48 horas. Colonias blancas y lisas de aspecto cremoso.



Figura 173. *Candida tropicalis* en CHROMagar Candida® incubado a 37°C por 48 horas. Colonias color azul metálico.

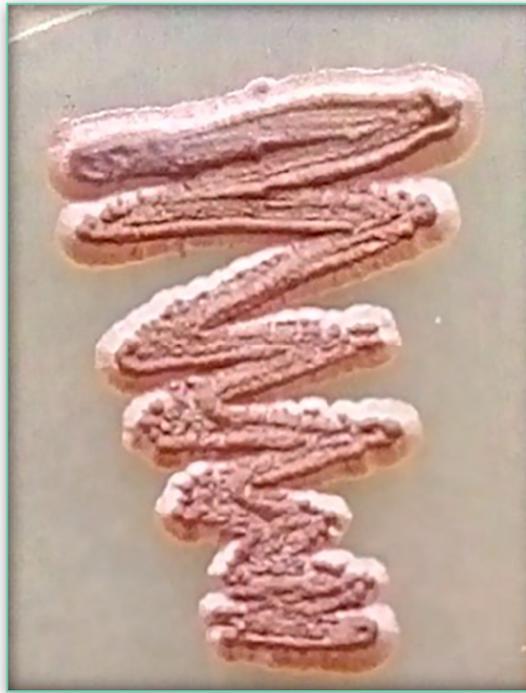


Figura 174. *Candida tropicalis* en agar BiGGY® incubado a 37°C por 48 horas. Colonias de color café oscuro.



Figura 175. Blastoconidios de *Candida tropicalis* teñidos con la tinción de Gram (100x).

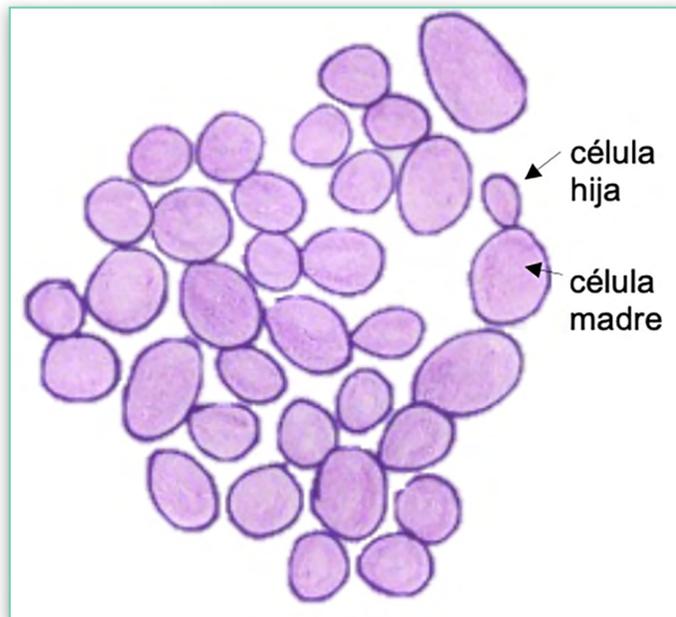


Figura 176. Blastoconidios de *Candida* spp.

Cryptococcus spp.

Es un género levaduriforme que puede encontrarse en el suelo y en los restos vegetales. *Cryptococcus neoformans* se ha aislado del excremento de palomas y otras aves, mientras que *Cryptococcus gattii* se ha aislado de las cortezas y de los huecos en árboles^{6,166}.

Especies frecuentes

Las especies clínicamente relevantes son *Cryptococcus neoformans* y *Cryptococcus gattii*. Otras especies reportadas con menor frecuencia son *Cryptococcus albidus*, *Cryptococcus laurentii*, *Solicoccozyma terrea*, *Filobasidium uniguttulatum*, *Hannaella luteola* y *Goffeauzyma gástrica*^{45,166,167}.



Especies animales afectadas

La criptococosis en los animales domésticos puede tener diversas manifestaciones clínicas y se ha aislado a partir de leche de vacas, de búfalas, de borregas y de cabras^{69,105,161,166}, también se ha encontrado en caballos^{104,166,168}, perros¹⁶⁹⁻¹⁷⁴, gatos^{175,176,177}, en un borrego¹⁷⁸ en murciélagos¹⁷⁹ y puede causar enfermedad en aves¹⁶⁶ (Cuadro 20).

Cuadro 20

Manifestaciones clínicas de *Cryptococcus* spp.

Especie animal	Localización, lesión o patología	Especie de <i>Cryptococcus</i>
Caballo	Rinitis y faringitis	<i>Papiliotrema terrestris</i> (<i>Cryptococcus terrestris</i>)
Borrega (sana)	Leche	<i>Cryptococcus laurentii</i>
Vaca (mastitis)	Leche	
Gato	Criptococosis diseminada	<i>Cryptococcus neoformans</i>
	Criptococosis intracraneal	
Perro	Meningoencefalitis	
	Criptococosis nasal	
Caballo (yegua)	Aparato reproductor sano	
Cabra (mastitis)	Leche	
Cabra	Neumonía y meningitis	
Gato	Criptococosis pulmonar	
Borrego	Criptococosis nasal	



Especie animal	Localización, lesión o patología	Especie de <i>Cryptococcus</i>
Murciélagos	Bazo y/o pulmón	<i>Cryptococcus</i> spp.
Perro	Masa en yeyuno e invasión de SNC	
	Criptococosis pancreática	
	Osteomielitis maxilar	
	Osteomielitis	

Estructuras macroscópicas y microscópicas

Las colonias en agar dextrosa Sabouraud desarrollan de 48 a 72 horas, son de color crema, de textura mucóide, con apariencia viscosa y con bordes lisos^{4,6,45,167,180} (Figura 177). En agar Niger o Staib las colonias son oscuras (Figura 178)⁴⁵.

Los blastoconidios son globosos a elongados (Figura 179) con presencia de cápsula (Figura 180 y 181), puede producir pseudohifas rudimentarias^{4,6,45,167,180}.

Pruebas de identificación

Las pruebas de identificación del género incluyen: a) Desarrollo óptimo a 37°C, de especies potencialmente patógenas como *Cryptococcus neoformans* y *Cryptococcus gattii*, b) Presencia de cápsula, c) Producción de ureasa (positiva para todas las



especies) (Figura 182), d) Producción de fenoloxidasa (enzima detectada en medio Niger, las especies patógenas se ven más oscuras que las saprófitas) ^{4,45,180}.

Para la diferenciación de *Cryptococcus neoformans* y *Cryptococcus gattii* se utiliza el agar CGB (Canavanina, glicina, azul de bromotimol), en este medio, dentro de los 2 a 5 días, únicamente desarrolla *Cryptococcus gattii* cambiando el medio de color amarillo a color azul ^{6,45,180} (Figura 183).



Figura 177. *Cryptococcus neoformans* en ADS incubado a 37 °C por 4 días. Colonias de color crema, planas y mucoides de bordes lisos.



Figura 178. *Cryptococcus neoformans* en agar Niger incubado a 37 °C por 4 días. Colonias de color café oscuro.

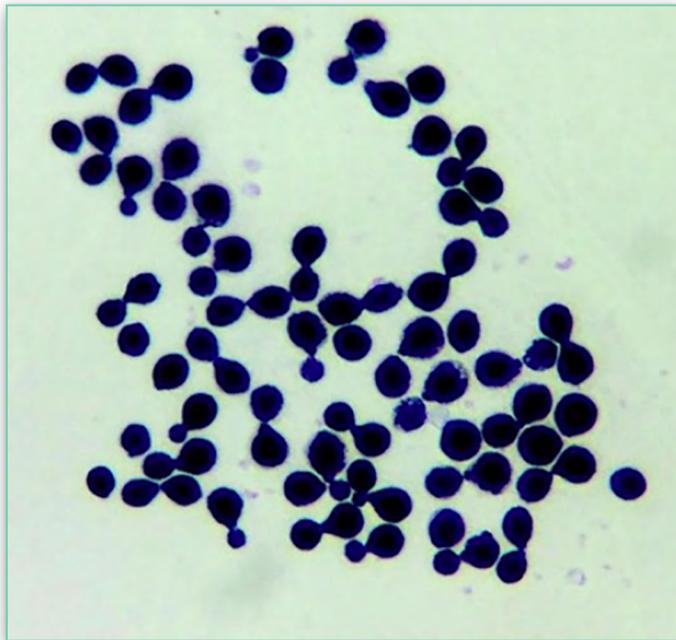


Figura 179. Blastoconidios globosos con gemaciones de base angosta de *Cryptococcus neoformans* teñidos con tinción de Gram (100x).

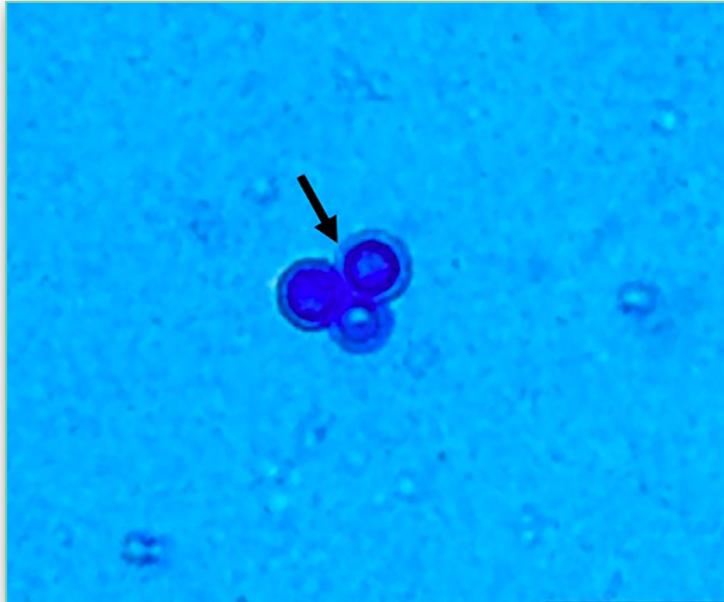


Figura 180. Tinción negativa con tinta china de *Cryptococcus neoformans* (100x). La cápsula se aprecia como un halo.

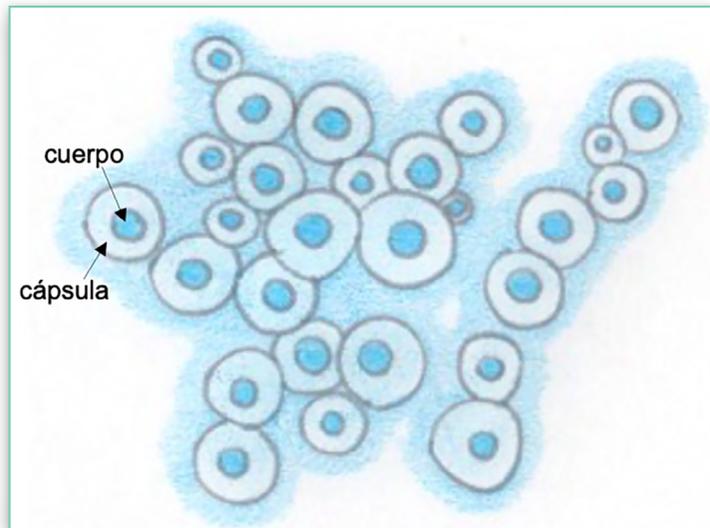


Figura 181. Blastocnidios capsulados de *Cryptococcus neoformans*.



Figura 182. Prueba de ureasa en caldo urea de *Cryptococcus neoformans*. Tubo en color amarillo prueba negativa y tubo en color rosa de bengala prueba positiva.

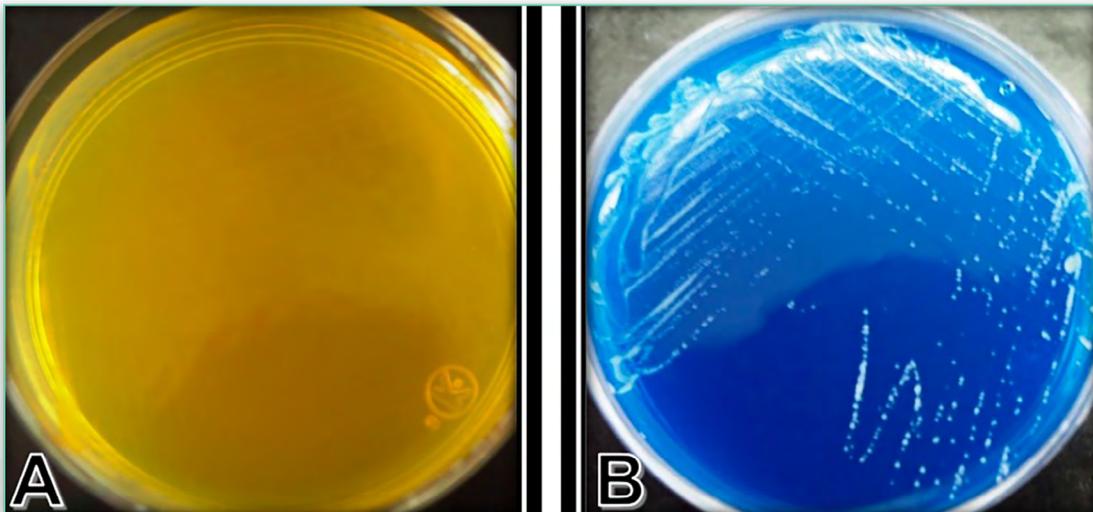


Figura 183. Agar CGB incubado a 37°C por 4 días. **A)** *Cryptococcus neoformans*, sin desarrollo. **B)** *Cryptococcus gattii*, colonias en color blanco y el medio se tornó azul.



Malassezia spp.

Son hongos levaduriformes que forman parte de la microbiota de la piel^{45,181,182}. Por ejemplo, en la piel del oído de los perros¹⁸⁴.

Especies frecuentes

En la actualidad se han reportado 14 especies que son lipofílicas (dependientes de lípidos), solo *Malassezia pachydermatis*, desarrolla en ausencia de lípidos⁴⁵.

Las especies lipofílicas son: *Malassezia sympodialis*, *Malassezia globosa*, *Malassezia restricta*, *Malassezia slooffiae*, *Malassezia furfur*, *Malassezia obtusa*, *Malassezia dermatis*, *Malassezia japonica*, *Malassezia yamatoensis*, *Malassezia nana*, *Malassezia caprae*, *Malassezia equina*, *Malassezia cuniculi*⁴.

Un listado de las especies de *Malassezia* reportadas como parte de la microbiota en algunos animales se indican en el cuadro 21.

Cuadro 21

Especies de *Malassezia* asociadas a diversas especies animales.

Especie animal	Especies de <i>Malassezia</i>
Borrego	<i>M. slooffiae</i> y <i>M. sympodialis</i>
Caballo	<i>M. nana</i> , <i>M. equina</i> , <i>M. caprae</i> y <i>M. sympodialis</i>
Cabra	<i>M. caprae</i> y <i>M. slooffiae</i>
Cerdo	<i>M. slooffiae</i> , <i>M. furfur</i> , <i>M. sympodialis</i>
Conejo	<i>M. cuniculi</i>



Especie animal	Especies de <i>Malassezia</i>
Gato	<i>M. pachydermatis</i> , <i>M. slooffiae</i> y <i>M. nana</i>
Loro	<i>M. brasiliensis</i> y <i>M. psittaci</i>
Murciélagos	<i>M. vespertilionis</i>
Perro	<i>M. pachydermatis</i> y <i>M. nana</i>
Vaca	<i>M. equina</i> , <i>M. furfur</i> , <i>M. globosa</i> , <i>M. nana</i> y <i>M. slooffiae</i>

Cabañes (2010).

Especies animales afectadas

En los perros, *Malassezia pachydermatis* forma parte de la microbiota del externo, de las superficies mucocutáneas y está asociada a dermatitis (margen de labios, canal auricular, axilas, ingle, cuello ventral, piel interdigital, pliegues de la piel, perivulvar y perianal), otitis y onicomycosis^{6,45,182,184,185}.

Otras afecciones observadas en animales son: dermatitis en cabras¹⁸⁶, dermatitis en gatos¹⁸⁷, se ha aislado del aparato reproductor de yeguas sanas¹⁰⁴ y se ha aislado de uñas de un león marino sudamericano⁹⁶ (Cuadro 22).

Cuadro 22

Manifestaciones clínicas de *Malassezia* spp.

Especie animal	Localización, lesión o patología	Especie de <i>Malassezia</i>
Caballo (yegua)	Aparato reproductor sano	<i>Malassezia pachydermatis</i>
Cabras	Dermatitis	<i>Malassezia</i> spp.
Gato		



Especie animal	Localización, lesión o patología	Especie de <i>Malassezia</i>
León marino sudamericano (Otaria flavescens)	Lesión en base de uñas	<i>Malassezia pachydermatis</i>
Perro	Dermatitis (margen de labios, canal auricular, axilas, ingle, cuello ventral, piel interdigital, pliegues de la piel, perivulvar y perianal)	
	Otitis	
	Onicomycosis	

Características macroscópicas y microscópicas

La mayoría de las especies necesitan ácidos grasos en el medio de cultivo para su desarrollo^{6,181}. En agar dextrosa Sabouraud se desarrolla de 3 a 5 días⁶. Las colonias son de color crema a café amarillentas, son lisas o ligeramente arrugadas, brillosas o mate y presentan bordes lisos o lobulados^{6,45,181,182} (Figura 184).

Microscópicamente son células levaduriformes globosas, oblongas, elipsoidales o cilíndricas que se reproducen por gemación unipolar con un collarite pequeño, que le confiere la morfología típica de cacahuete o zapato^{6,45,181} (Figuras 185 y 186).



Figura 184. *Malassezia pachydermatis* en ADS incubado a 37 °C por 5 días. Colonias de color amarillo tenue con bordes lisos, la textura es ligeramente seca.



Figura 185. Morfología típica de zapatos con collarite de *Malassezia pachydermatis* teñidos con tinción de Gram (40x).

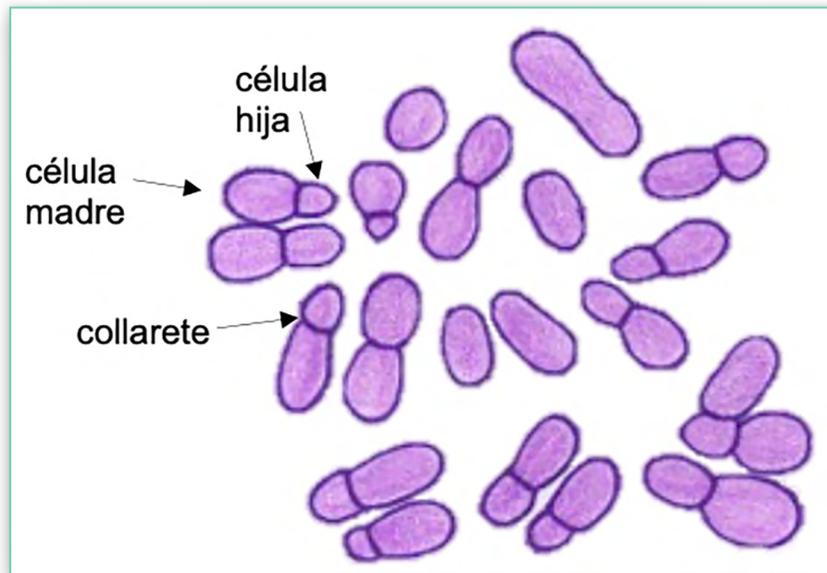


Figura 186. Blastoconidios de *Malassezia pachydermatis*.

Rhodotorula spp.

Estos hongos son ubicuos y saprófitos en la naturaleza, pueden aislarse de: suelo, agua de mar, jugo de frutas, leche y productos lácteos^{45,73,188,189}. Es contaminante en los laboratorios y bajo ciertas condiciones actúa como un género patógeno oportunista^{6,188}.

Especies frecuentes

El género cuenta con alrededor de 46 especies, entre las que se aíslan con mayor frecuencia se encuentran *Rhodotorula mucilaginosa* (*Rhodotorula rubra*), *Rhodotorula glutinis* y *Cystobasidium minutum* (*Rhodotorula minuta*)^{45,188,190}.



Especies animales afectadas

De animales sanos se ha aislado del caparazón de tortugas boba⁵², de la cavidad nasal de caballos¹⁵⁹, de leche de borregas¹⁰⁵ y aparato reproductor de yeguas¹⁰⁴. Mientras que en procesos infecciosos, se ha reportado como causa probable de enfermedad letal en tilapias⁷³, como dermatitis en un león marino¹⁹¹, como causante de enfermedad respiratoria en un perro¹⁹⁰, en micosis de bolsas guturales en caballos⁶⁴, fungemia en un cordero¹⁹² y en la leche de vacas con mastitis clínica y subclínica¹⁶¹ (Cuadro 23).

Por su producción de carotenoides, se han usado experimentalmente como fuente de pigmento en gallinas de postura¹⁹³.

Cuadro 23

Manifestaciones clínicas de *Rhodotorula* spp.

Especies animal	Localización, lesión o patología	Especie de <i>Rhodotorula</i>
Caballo	Aparato reproductor sano	<i>Rhodotorula mucilaginosa</i> (<i>R. rubra</i>) y <i>R. glutinis</i>
	Cavidad nasal sana	
Tortugas boba (<i>Caretta caretta</i>)	Caparazón sano	
Borrega (sana)	Leche	
Caballo	Micosis de bolsas guturales	
Tilapias	Probable enfermedad letal	
Borrego	Fungemia (en cordero)	<i>Cystobasidium minutum</i> (<i>R. minuta</i>)
Perro	Enfermedad respiratoria	<i>Rhodotorula mucilaginosa</i>
Vaca (mastitis)	Leche	
León marino	Dermatitis	



Características macroscópicas y microscópicas

Todas las especies de este género producen carotenoides, por lo que sus colonias son de color rosa, coral, naranja o rojo, y son húmedas y mucoides^{6,188,190} (Figura 187).

Sus blastoconidios son redondos a ovalados, ocasionalmente forma hifas rudimentarias^{6,188} (Figuras 188 y 189).

Pruebas de identificación

- Asimilación y fermentación de carbohidratos^{6,45}
- Producción de ureasa^{6,188}
- Reducción de nitratos⁴⁵
- Desarrollo con 0.1% de cicloheximida^{6,45}
- Desarrollo a 37° o 40°C^{6,45}



Figura 187. *Rhodotorula* spp. en ADS incubado a 37°C por 48 horas. Colonias de color naranja, con bordes lisos y de apariencia mucosidad.

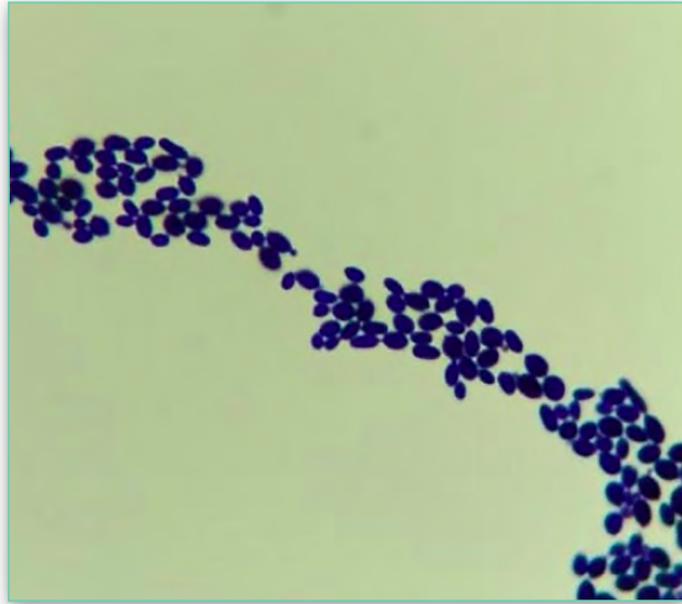


Figura 188. Blastoconidios ovalados de *Rhodotorula* spp. teñidos con la tinción de Gram (100x).

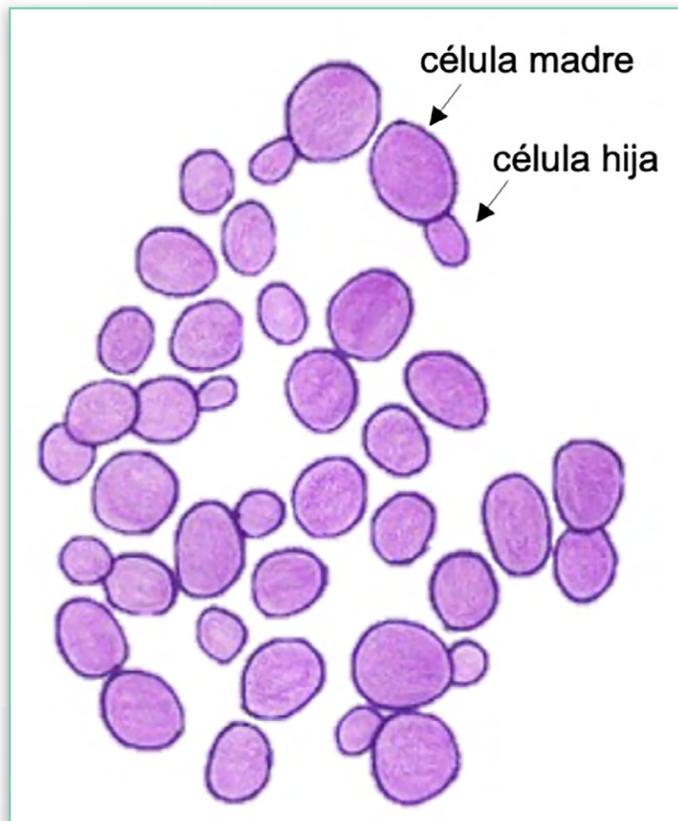


Figura 189. Blastoconidios de *Rhodotorula* spp.



Trichosporon spp.

Es un género de hongos ampliamente distribuidos en la naturaleza^{45,194}. Se han aislado del suelo, de madera en descomposición, del aire, de agua dulce y salada, del queso, algunos insectos, vegetales, mamíferos, aves y del excremento de aves, murciélagos y vacas^{194,195}. Son considerados patógenos oportunistas.

Especies frecuentes

Este género tiene alrededor de 50 especies¹⁹⁶. De las cuales en animales se han reportado: *Trichosporon asahii*, *Trichosporon beigeli*, *Apiotrichum loubieri* (*Trichosporon loubieri*), *Apiotrichum montevidense* (*Trichosporon montevidense*), *Cutaneotrichosporon mucoides* (*Trichosporon mucoides*) y *Cutaneotrichosporon jirovecii* (*Trichosporon jirovecii*)^{104,159,161,196,197,198}.

Especies animales afectadas

En animales sanos se ha aislado del tracto reproductor de yeguas¹⁰⁴, como microbiota de la cavidad nasal de caballos¹⁵⁹ y de leche de borregos¹⁰⁵. En casos clínicos se ha reportado en un caso de queratoconjuntivitis en un gecko¹⁹⁹, en gatos como granuloma nasal o enfermedad sistémica^{197,198}, en lesiones cutáneas de tortugas²⁰⁰, en micosis de bolsas guturales en caballos⁶⁵, se ha aislado de un feto abortado de caballo⁶³, como causante de meningoencefalitis¹⁹⁶ o enfermedad respiratoria en un perro¹⁹⁰ y en vacas con mastitis clínica¹⁶¹ (**Cuadro 24**).



Cuadro 24

Manifestaciones clínicas de *Trichosporon* spp.

Especie animal	Localización, lesión o patología	Especie de <i>Trichosporon</i>
Borrega (sana)	Leche	<i>Trichosporon asahii</i> , <i>Trichosporon</i> spp. y <i>Cutaneotrichosporon mucoides</i> (<i>Trichosporon mucoides</i>)
Caballo	Aparato reproductor sano (yeguas)	<i>Trichosporon beigelii</i>
	En feto abortado	<i>Trichosporon asahii</i>
	Microbiota en cavidad nasal	<i>Trichosporon</i> spp.
	Infección de bolsas guturales	
Gecko leopardo	Queratoconjuntivitis	
Gato	Granuloma nasal	<i>Apiotrichum loubieri</i>
	Micosis sistémica	(<i>Trichosporon loubieri</i>)
Vaca (mastitis)	Leche	<i>Trichosporon mucoides</i>
Perro	Meningoencefalitis	<i>Apiotrichum montevideense</i> (<i>Trichosporon montevideense</i>)
	Enfermedad respiratoria	<i>Cutaneotrichosporon jirovecii</i> (<i>Trichosporon jirovecii</i>)
Tortuga	Dermatitis en cuello	

Características macroscópicas y microscópicas

Las colonias en agar dextrosa Sabouraud se desarrollan de 5 a 7 días, son de color crema que oscurecen a gris amarillento, usualmente son elevadas, de apariencia cerosa, húmedas y lisas y presentan surcos radiales irregulares (textura cerebri-forme radial)^{6,45,194,195,201} (Figura 190).



Microscópicamente, produce pseudohifas e hifas verdaderas^{195,201}. Sus hifas son hialinas y septadas, que se rompen y generan artroconidios unicelulares, cúbicos en forma de barril, ovales o rectangulares. Los blastoconidios son de tamaño variable^{45,194,195,201} (Figuras 191 y 192)

Pruebas de identificación

- Asimilación y fermentación de carbohidratos^{6,45,194,195}
- Producción de ureasa^{6,45,194,195}
- Desarrollo en 0.1 % de cicloheximida^{6,45}
- Desarrollo a 37 ° ó 40°C^{6,45}
- Desarrollo de película en caldo Sabouraud⁶



Figura 190. *Trichosporon* spp. en ADS incubado a 37 °C por 5 días.

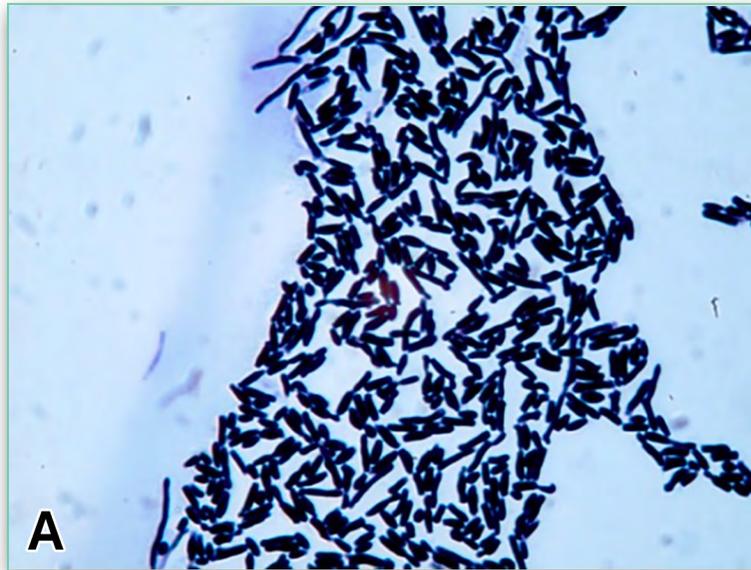


Figura 191. A) Blastoconidios y pseudohifas
B) Pseudohifa de *Trichosporon* spp. teñidos
con tinción de Gram (100x).

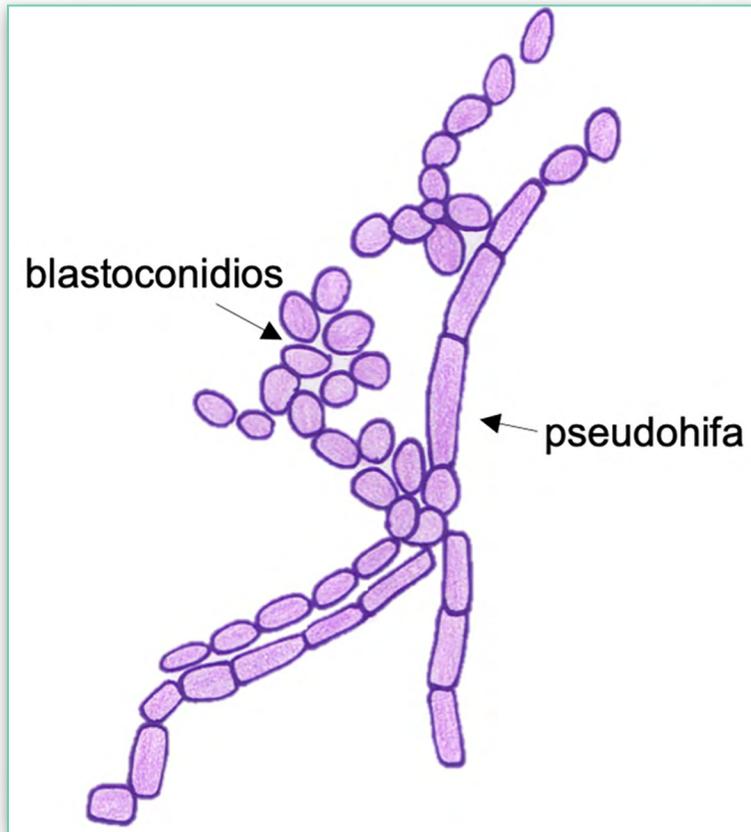
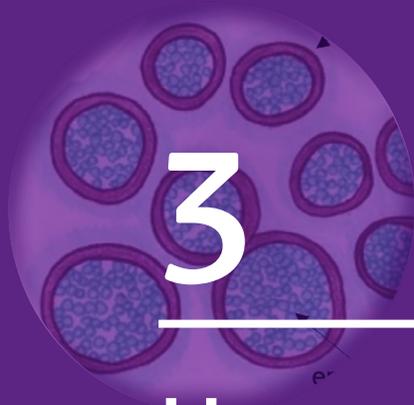


Figura 192. Estructuras microscópicas de *Trichosporon* spp.



Hongos dimórficos



3. Hongos dimórficos

Blastomyces spp.

Es un hongo saprófito que existe en la naturaleza en su fase filamentosa y dentro de un organismo como levadura¹⁷⁴⁻²⁰⁴. Una de las especies relevantes como es *Blastomyces dermatitidis* se puede encontrar en el suelo y materia orgánica en descomposición⁴⁵.

Especies micóticas involucradas

En la actualidad se contemplan solo dos especies morfológicamente iguales: *Blastomyces dermatitidis* y *Blastomyces gilchristii*^{45,205}.

Especies animales afectadas

La principal vía de inoculación es respiratoria y sucede al inhalar los conidios o por inoculación directa en la piel lesionada^{202,206}. Afecta apulmón, piel, hueso, próstata y sistema nervioso central²⁰².

La blastomicosis en diversas manifestaciones clínicas ha sido reportada en perros^{203,207-213}, una llama²¹⁴, un gato²¹⁵, un caballo²⁰⁶, una alpaca²¹⁶, un oso negro americano²¹⁷, una rata²¹⁸, un coyote²¹⁹ y un hurón²²⁰ (**Cuadro 25**).



Cuadro 25

Manifestaciones clínicas de *Blastomyces* spp.

Especie animal	Localización, lesión o patología	Especie de <i>Blastomyces</i>
Caballo	Micosis subcutánea	<i>Blastomyces dermatitidis</i>
Gato	Blastomicosis diseminada (lesiones en piel)	
Rata	Bronconeumonía piogranulomatosa	
Perro	Blastomicosis diseminada con manifestaciones clínicas en testículos o próstata	
	Blastomicosis pulmonar y artritis séptica blastomicótica	
	Intracraneal	
	Neumonía	
	Blastomicosis septicémica	
	Mastitis	
	Oronasal	
	Esplenitis por blastomicosis	<i>Blastomyces</i> spp.
Oso negro americano (<i>Ursus americanus</i>)	Blastomicosis septicémica	<i>Blastomyces</i> spp.
Alpaca		<i>Blastomyces dermatitidis</i>
Coyote	Neumonía piogranulomatosa	
Hurón	Blastomicosis pulmonar	
Llama	Neumonía	



Características macroscópicas y microscópicas

Al considerarse un hongo dimórfico tiene dos tipos de desarrollo que dependen de la temperatura⁶. Entre 25 y 30°C produce la fase filamentosa, y entre 35 y 37°C produce la fase levaduriforme (Figura 193)^{1,4,6,45,202,205}.

Fase filamentosa:

En agar dextrosa Sabouraud o agar micobiótico las colonias se desarrollan entre 25 y 30°C, en un tiempo de de 14 a 28 días. Al principio se forma una colonia de aspecto levaduriforme o ceroso que con el tiempo adquiere una apariencia algodonosa de color blanco, que se torna café claro conforme madura la colonia^{1,4,6,45,201,174,205}. El reverso de la colonia es pálido²⁰⁴. Su desarrollo ocurre de dos a cuatro semanas^{202,204}.

Microscópicamente, produce un micelio hialino ramificado, con hifas septadas, conidios de piriformes a esféricos, unicelulares de pared delgada que producidos directamente de la hifa; o bien, forman conidióforos y entonces asemejan a una paleta^{1,4,6,45,174,204}.

Fase levaduriforme:

Se requiere un medio enriquecido, para formar colonias de apariencia arrugada, cerosas, cremosas, granulares, planas; de color blanco a amarillento o café claro^{1,6,45,202,205}.

Microscópicamente se observan las células levaduriformes esféricas grandes con blastoconidios de base ancha y pared gruesa^{1,6,201,204}.



Ambas fases del hongo producen etileno¹. Este organismo no sobrevive por mucho tiempo en muestras clínicas⁶.

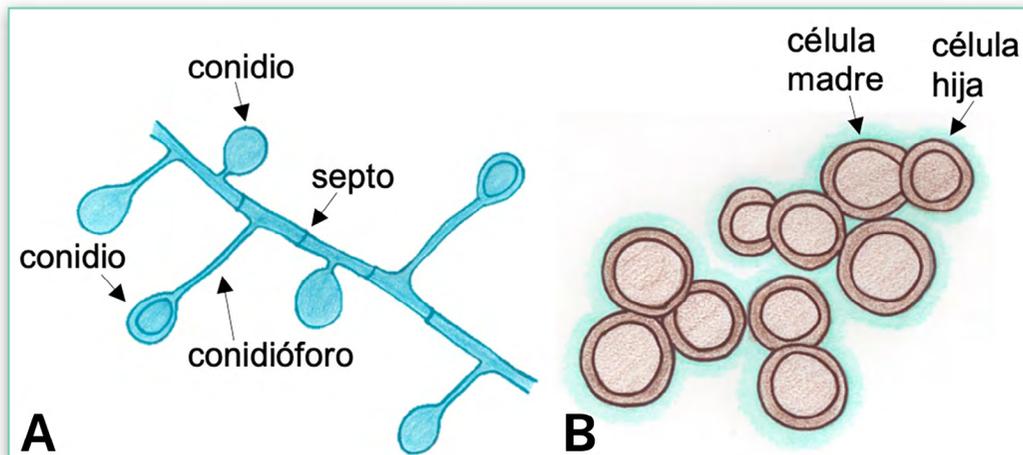


Figura 193. Dimorfismo de *Blastomyces dermatitidis*. **A)** Hifa septada con conidios piriformes unidos a la hifa que asemejan una paleta. **B)** Células levaduriformes esféricas de pared gruesa.

Coccidioides spp.

Género micótico que habita en el suelo de zonas cálidas y secas con poca precipitación. Es un patógeno obligado^{4,6,45,173,221}.

Especies frecuentes

Las especies de este género son *Coccidioides immitis* y *Coccidioides posadasii*, morfológicamente indistinguibles entre sí^{4,6,45,174,205}.

Especies animales afectadas

La infección en animales domésticos y silvestres ocurre por inhalación de los artroconidios, provocando dentro del huésped el desarrollo de la fase infectante; es decir, la levadura



denominada como esférula⁴. Se ha aislado de perros^{222,223,224}, de caballos²²², de una alpaca²²⁵, de una llama²²⁶ y de gatos^{227,228} (Cuadro 26).

Cuadro 26

Manifestaciones clínicas de *Coccidioides* spp.

Especie animal	Localización, lesión o patología	Especie de <i>Coccidioides</i>
Perros	Neumonía piogranulomatosa	<i>Coccidioides immitis</i>
	Absceso en miembro pélvico	
	Masa en base del corazón	
	Masa en cuello con fistulación del esófago	
Caballo (yeguas)	Masa a la altura de la cruz	<i>Coccidioides</i> spp.
	Absceso paravertebral torácico	
Gatos	Nódulo cutáneo en tórax	
	Lesiones oculares	
Llama	Coccidioidomicosis septicémica	<i>Coccidioides posadasii</i>
Alpaca	Coccidioidomicosis septicémica en hembra y feto abortado	

Características macroscópicas y microscópicas

El cultivo de este hongo dimórfico (Figura 194) requiere un manejo de clasificación de laboratorio de bioseguridad nivel 3 por su alto grado de virulencia y por tanto no debe cultivarse en cajas de Petri, sino en tubos de ensayo con tapón de rosca^{6,44,173}.



Fase filamentosa:

Las colonias en agar dextrosa Sabouraud desarrollan en promedio a los 10 días a una temperatura de 25 o 37 °C⁶. Si se trata de una colonia joven presentará una textura cerosa, húmeda y membranosa de color grisáceo, que conforme madura desarrollará un micelio aéreo de color blanco que le confiere una apariencia aterciopelada, vellosa o algodonosa, que con el tiempo se vuelve de color gris a café claro, y al reverso la colonia puede ser de color blanco, gris, amarillo o café^{4,6,45,205,221}.

Microscópicamente se observan hifas gruesas, septadas y ramificadas que forman los artroconidios hialinos de pared gruesa con forma de barril o rectangulares (artroclamidocnidios)^{1,4,6,45,175,205,221}.

Fase levaduriforme:

El desarrollo de esta fase (esférula) requiere de medios enriquecidos y microaerofilia a temperaturas de 37 y 40 °C^{6,221}.

Al microscopio se observan esférulas grandes con pared gruesa y llenas de endosporas²²¹.

En una muestra clínica pueden observarse las esférulas con doble membrana y en su interior las endosporas¹⁷⁴.

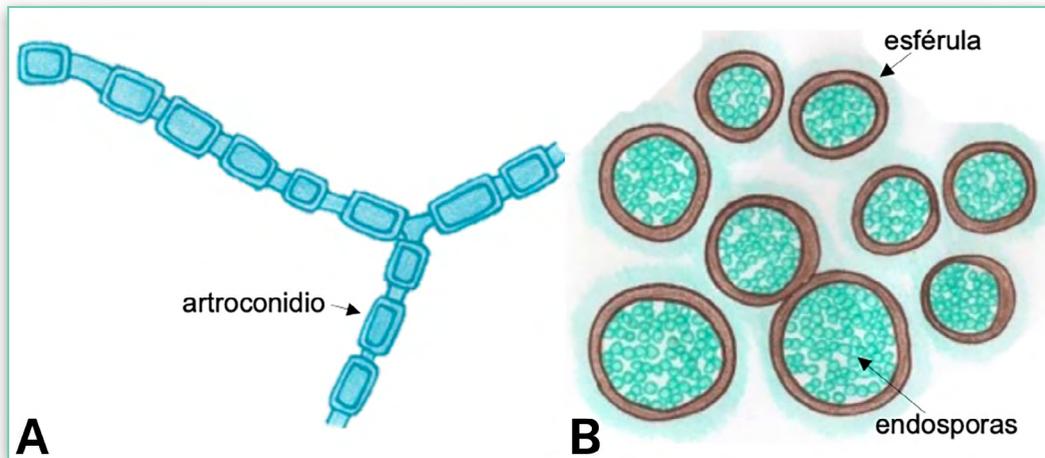


Figura 194. Dimorfismo de *Coccidioides* spp. **A)** Artroconidios en forma de barril con pared gruesa. **B)** Esférulas de pared gruesa llenas de endosporas.

Histoplasma spp.

Es un hongo de distribución mundial saprófito del suelo, material vegetal en descomposición, presente en el excremento de aves y murciélagos^{4,6,45,174,229}.

Especies frecuentes

Hasta el momento se ha descrito a *Histoplasma capsulatum* con tres variedades: var. *capsulatum* (causante común de histoplasmosis), var. *duboisii* y var. *farcinosum*^{6,45}.

Especies animales afectadas

La infección es resultado de la inhalación de conidios²⁰⁵. Afecta principalmente al sistema reticuloendotelial, además de ser un hongo intracelular facultativo^{4,174,205}.



La fase de levadura es la que se encuentra en el organismo afectado; sin embargo, existe evidencia de la presentación filamentosa como levaduriforme en el colon de un perro²³⁰. Lo cual debe considerarse durante el diagnóstico diferencial cuando se observan hifas en un tejido, para descartar la presencia de hongos dimórficos.

Se ha reportado el aislamiento de este género micótico en caballos⁴⁵, un perro²³⁰, gatos²³¹⁻²³³, un conejo²³⁴, mapaches²³⁵, una cabra²³⁶ y murciélagos¹⁷⁹ (Cuadro 27).

Cuadro 27

Manifestaciones clínicas de *Histoplasma* spp.

Especie animal	Localización, lesión o patología	Especie de <i>Histoplasma</i>
Caballo	Linfangitis	<i>Histoplasma capsulatum</i> var. <i>farciminosum</i>
Cabra	Histoplasmosis	<i>Histoplasma capsulatum</i>
Conejo	Histoplasmosis septicémica	
Gato	Histoplasmosis pulmonar	
	Histoplasmosis gastrointestinal	
Perro	Diarrea crónica (histoplasmosis en colon)	
Mapaches	Histoplasmosis septicémica	
Murciélagos	Localizada en pulmón, hígado, intestinos y/o bazo	
	Histoplasmosis septicémica	



Características macroscópicas y microscópicas

Es un hongo dimórfico térmico (Figura 195)^{205,229}. Para su aislamiento es necesario contar con un área de bioseguridad, el primoaislamiento debe realizarse en tubos de ensayo con tapón de rosca y no deben realizarse microcultivos⁶.

Fase filamentosa:

Al cultivarse en agar dextrosa Sabouraud entre 25 y 30 °C puede desarrollarse una colonia de color blanco o una de color café, ambas con textura algodonosa, aterciopelada y secas^{6,45,174,229}. El reverso de la colonia puede ser de color blanco, amarillo, naranja o café claro^{6,45,229}.

Microscópicamente, se producen macro y microconidios²²⁹. Se desarrolla por completo entre 15 y 20 días pero puede tardar hasta 28 días⁶. En cultivos jóvenes, se observan hifas septadas con microconidios esféricos a piriformes de textura lisa o espinosa⁶. En cultivos maduros se pueden observar hifas septadas y conidióforos cortos con macroconidios unicelulares, hialinos, esféricos de pared gruesa, lisos o con tubérculos o proyecciones cilíndricas que asemejan dedos^{6,45,205,229}. Los macroconidios también son llamados tuberculoclamidoconidios o macroaleurioconidios²²⁹.

Fase levaduriforme:

Se desarrolla de 4 a 5 días al incubarlo en un medio enriquecido a 37 °C^{6,45,174}. Las colonias son de desarrollo lento, de color blanco, lisas y húmedas^{6,45,229}.



Al microscopio se observan células levaduriformes pequeñas, de esféricas a ovaladas con gemaciones de base angosta

El organismo no sobrevive mucho tiempo en muestras clínicas⁶.

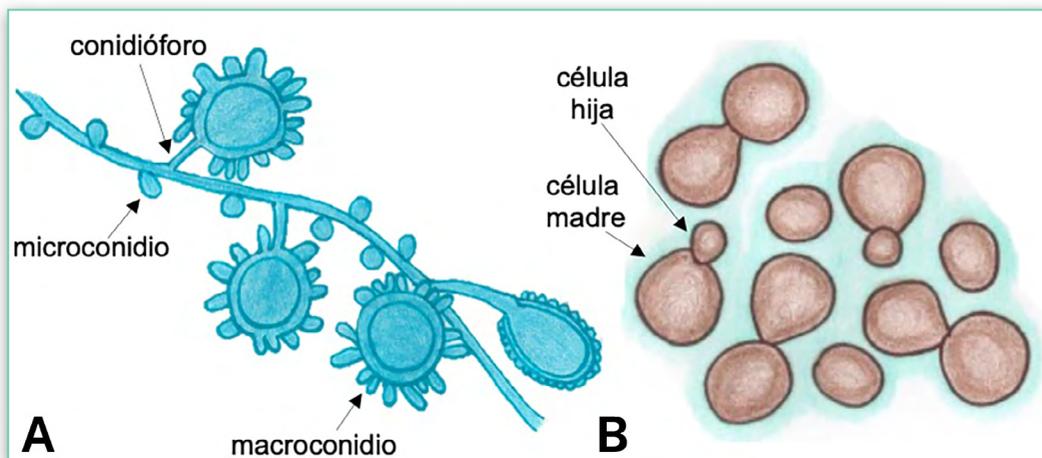
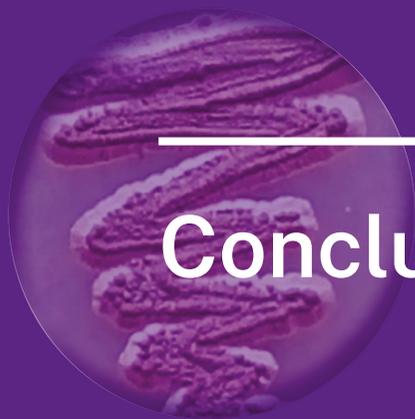


Figura 195. Dimorfismo de *Histoplasma capsulatum*.

A) Hifas con microconidios piriformes y macroconidios con tubérculos que asemejan dedos. **B)** Células levaduriformes esféricas a ovaladas.



Conclusiones



Conclusiones

El reino fungi incluye a una gran variedad de hongos que pueden ocasionar diversos procesos patológicos en los animales, por lo que su detección sistemática, el aislamiento y la identificación resultan fundamentales para instaurar un tratamiento confiable y certero que conlleve a promover la salud y el bienestar animal.

Es muy conveniente que los Médicos Veterinarios Zootecnistas consideren los procesos infecciosos que los animales presentan en su historial clínico, porque la posibilidad de que un hongo se encuentre involucrado es muy probable, de manera que habrá que incluirlos en los diagnósticos diferenciales. Es necesario documentar y difundir los casos clínicos de los animales tratados, de esta manera se enriquecerá el conocimiento y la información de la Micología Veterinaria en México. Es un hecho que la incidencia de enfermedades por hongos es un fenómeno latente en los animales, y la escasez documental en este rubro no puede pasar desapercibida ni ignorarse, sino todo lo contrario se requieren más estudios, más publicaciones y difusión de los hallazgos en torno a este gran tema.



Referencias



Referencias

1. Arenas R. *Micología Médica Ilustrada*. 6ª ed. China: McGrawHill; 2019.
2. Samantha I. *Veterinary Mycology*. India: Springer; 2015.
3. Bonifaz TA. *Micología Médica Básica*. 5ª ed. China: McGrawHill; 2015.
4. Hay RJ, Ashbee HR. *Fungal Infections*. En: *Textbook of Dermatology*. John Wiley & Sons, Ltd.; 2016.
5. Webster J, Webster R. *Introduction to Fungi*. 3ª ed. Cambridge: Cambridge University Press; 2007. doi:10.1017/CBO9780511809026
6. Walsh TJ, Hayden RT, Larone DH. *Larone's Medically Important Fungi. A Guide to Identification*. 6ª ed. Canadá: ASM Press; 2018.
7. Grable S. *Dermatophytosis*. En: *Small Animal Dermatology for Technicians and Nurses*. John Wiley & Sons, Inc; 2020.
8. Trujillo D, Guimaraes J, Lima de Andrade A, Plazas F. Manejo de úlceras corneales en animales domésticos: revisión de literatura. *Rev Electrón Vet*. 2017;18(12):1-22.
9. *Control de las micosis superficiales en perros y gatos*. Guía ESCCAP No. 2. España; 2015.
10. Pontón J. Diagnóstico microbiológico de las micosis. *Rev Iberoam Micol*. 2012;19:25-29.
11. Seyedmousavi S, Bosco SMG, de Hoog A, Ebel F, Elad D, Gomes RR, Jacobsen ID, Jensen HE, Martel A, Mignon B, Pasmans F, Piecková E, Rodrigues AM, Singh K, Vicente VA, Wibbelt G, Wiederhold NP, Guillot J. Fungal Infections in Animals: A Patchwork of Different Situations. *Med Mycol J*. 2018;56:165-187.



12. García ME, Blanco JL. Principales enfermedades fúngicas que afectan a los animales. *Rev Iberoam Micol.* 2000; 17:2-7.
13. Segundo C, Cervantes RA, Ducoing AE, de la Peña A, Villa L. Aislamiento de levaduras de glándulas mamarias con diferentes presentaciones de mastitis en el Altiplano Mexicano. *Rev Iberoam Micol.* 2011;29(1):79-82. Disponible en: <https://www.elsevier.es/es-revista-revista-iberoamericana-micologia-290-articulo-yeasts-isolation-from-bovine-mammary-S1130140611000271>
14. Perusia OR, Rodríguez R. Micotoxicosis. *Rev Inv Vet Perú.* 2001;12(2):87-116.
15. Zafar A, Jabeen K, Farooqi J. Practical guide and atlas for the diagnosis of fungal infections. Pakistán: Aga Khan University; 2017.
16. Rezusta A, Sánchez A, Gil J. Guía práctica de identificación y diagnóstico en micología clínica. Fundamentos básicos para el diagnóstico micológico. *Rev Iberoam Micol.* 2007;capítulo 3.
17. Morales N, Cardona-Castro N. Métodos de diagnóstico en micología. *Rev CES Med.* 2018;32(1):41-52.
18. Exopol guía de muestras. [Internet] [Consultado en septiembre del 2020.] Disponible en: <https://www.exopol.com/pdf/guia-toma-muestras.pdf>
19. Guzmán AM. Importancia del laboratorio diagnóstico en las micosis invasoras. *Rev Chil Infect.* 2004;21(1):39-47.
20. Mycology specimen collection guide. [Internet] [Consultado en septiembre del 2020.] Disponible en: https://www1.ochca.com//ochealthinfo.com/docs/public/lab/manual/03_Specimen_Collection/109-110_Specimen_collection_mycology.pdf



21. Bacteriology/mycology specimen collection guide. [Internet] [Consultado en septiembre del 2020.] Disponible en: https://vetmed.tennessee.edu/vmc/dls/Bacteriology/Documents/_Bact_Submission_Guidelines.pdf
22. LabCorp. Microbiology Specimens: Mycology. [Internet] [Consultado en octubre del 2020.] Disponible en: <https://www.labcorp.com/resource/microbiology-specimens-mycology>
23. Aparicio A, Bouda J, Doubek J, García RM, García LE, Lara O, Lima A, Meza AB, Mondragón RL, Núñez L, Quintero J, Ramírez MG, Rivera L, Ruiz JA, Salgado G. Manual de prácticas de patología clínica veterinaria. Quiroz-Rocha G, Jardón SG editores. México: Universidad Nacional Autónoma de México, Facultad de Medicina Veterinaria;2010.
24. MP, Carlston. Sampling and analyzing feed for fungal (mold) toxins (mycotoxins). [Internet] 2003. [Consultado en octubre del 2020.] Disponible en: <https://extensionpublications.unl.edu/assets/pdf/g1515.pdf>
25. Zurita S, Urcia F. Manual de procedimientos técnicos para el diagnóstico micológico. Perú: Ministerio de Salud, Instituto Nacional de Salud; 2017.
26. Snyder J, Atlas R, LaRocco M. Reagents, stains and media: mycology. En: Manual of Clinical Microbiology. 12^a ed. Jorgensen JH, Pfaller MA, Carroll KC, Funke G, Landry ML, Richter SS, Warnock DW editores. Estados Unidos: ASM Press; 2019.
27. Freydiere AM, Guinet R, Boiron P. Yeast identification in the clinical microbiology laboratory: phenotypical methods. *Med Mycol*. 2001;39(1):9-33.
28. Rebell G, Taplin D. Dermatophytes. Their recognition and identification. Estados Unidos: University of Miami Press: 1979.



29. Rodríguez C, Segundo C, Cervantes RA. Procedimientos para la identificación de bacterias y hongos. En: Manual de prácticas de Laboratorio de Bacteriología y Micología Veterinarias. México: Universidad Nacional Autónoma de México, Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia; 2014.
30. McGinnis MR. Laboratory Handbook of Medical Mycology. Estados Unidos:Academic Press;1980.
31. Linares MJ, Solís F. Identificación de levaduras. Rev Ibeoram Micol. 2007; capítulo 11.
32. Mendoza M. Importancia de la identificación de levaduras. Rev Soc Ven Microbiol. 2005;25(1):103-117.
33. Pincus DH, Orenca S, Chatellier S. Yeast identification -past, present and future methods. Med Mycol. 2007;45(2):97-121.
34. Kurtzman PC, Fell JW. The yeast, a taxonomic study. Estados Unidos:Elsevier Science; 1998.
35. Campbell CM, Stewart LJ. The Medical Mycology. Estados Unidos: John Wiley and Sons, Inc.;1980.
36. Barnett JA, Payne RW, Yarrow, D. Yeast: Characteristics and Identification. Gran Bretaña: Cambridge University Press;1983.
37. MacFaddin, FJ. Biochemical tests for identification of medical bacteria. 2ª ed. Estados Unidos: Williams and Wilkins;1980.
38. Ruiz-Aragón J, García-Martos P, Puerto JL, Marín P, Saldarreaga A, Moya P. Evaluación de un nuevo medio CHROMagar Candida para la identificación presuntiva de levaduras. Rev Diagn Biol. 2003; 52(1):19-22.
39. Segundo C. Manual teórico-práctico de micología médica para la carrera de Q.F.B. (prácticas y alternativas). Tesis de licenciatura. México:FES-Cuautitlán, UNAM;1991.



40. LAB, MCD. Ficha técnica. Agar BiGGY. [Internet] [Consultado en octubre del 2020]. Disponible en: www.mcclab.ne/fichas%20Tecnicas/Agar%20%Biggy.pdf.
41. Maldonado N, Robledo C, Robledo J. La espectrometría de masas MALDI-TOF en el laboratorio de microbiología clínica. Infect. [Internet]. 2018 [Consultado en abril de l 2023]. Disponible en: http://www.scielo.org.co/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S012393922018000100035&lng=en. <https://doi.org/10.22354/in.v0i0.703>.
42. Patriarca A, Fernández V. *Alternaria*. Reference Module. En: Reference Module in Food Science. Elsevier;2018.
43. Pastor FJ, Guarro J. *Alternaria* infections: laboratory diagnosis and relevant clinical features. Clin Microbiol Infect. 2008;14:734-746.
44. Woudenberg JHC, Groenewald JZ, Binder M, Crous PW. *Alternaria* Redefined. Stud Mycol. 2013;75(1):171-212.
45. Kidd S, Halliday C, Alexiou H, Ellis D. Descriptions of Medical Fungi. 3ª ed. Australia;2017.
46. DrFungus. *Alternaria* Species. [Internet] 2000. [Consultado en noviembre del 2020] Disponible en: <https://drfungus.org/knowledge-base/alternaria-species/>
47. Alpízar C. Presencia de hongos y contaminación con micotoxinas en ensilajes para alimentación de rumiantes. Artículo de revisión. J Vet Med Sci. 2015;33(1):7-3.
48. Castañeda R, Chirivella J, Carbonell E. Micotoxicosis derivadas de la nutrición animal. Revisión del tema. Nereis. 2012;4:51-61.
49. Thomma BPHJ. *Alternaria* spp.: from general saprophyte to specific parasite. Mol Plant Pathol. 2003;4(4):225-236.



50. Hernández G, Ramírez R, Rodríguez LE, Mora FA, Vidales JA, Hernández JJ. Localización de *Serratia marcescens* en perfil bacteriológico y fúngico de la conjuntiva de caballos clínicamente sanos en Monterrey, Nuevo León, México. *Vet Méx.* 2010;41(4):239-249.
51. Mercier E, Peters IR, Billen F, Battaille G, Clercx C, Day MJ, Peeters D. Potential role of *Alternaria* and *Cladosporium* species in canine lymphoplasmacytic rhinitis. *J Small Anim Pract.* 2013;54:179-183.
52. Cafarchia C, Paradies R, Figueredo LA, Iatta R, Desantis S, Di Bello AVF, Zizzo N, van Diepeningen AD. *Fusarium* spp. in Loggerhead Sea Turtles (*Caretta caretta*): From Colonization to Infection. 2020;57(1):139-146.
53. DrFungus. *Aspergillus* Species. [Internet] 2000. [Consultado en noviembre 2020]. Disponible en: <https://drfungus.org/knowledge-base/aspergillus-species/>
54. Van de Veerdonk FL, Gresnigt MS, Romani L, Netea MG, Latgé JP. *Aspergillus fumigatus* morphology and dynamic host interactions. *Nat Rev Microbiol.* 2017;15:661-674.
55. Bennett JW. An Overview of the Genus *Aspergillus*. En: *Aspergillus: Molecular Biology and Genomics*. Machida M, Gomi K editores. Reino Unido:Caister Academic Press;2010.
56. Krijgheld P, Bleichrodt R, van Veluw GJ, Wang F, Müller WH, Dijksterhuis J, Wösten HAB. Development in *Aspergillus*. *Stud Mycol.* 2013;74(1):1-29.
57. Amaike S, Keller NP. *Aspergillus flavus*. *Annu Rev Phytopathol.* 2011;49:107-133.
58. Payne CL, Dark MJ, Conway JA, Farina LL. A retrospective study of the prevalence of calcium oxalate crystals in veterinary *Aspergillus* cases. *J Vet Diagn Invest.* 2017;29(1):51-58.



59. Tell LA, Burco JD, Woods L, Clemons KV. Aspergillosis in Birds and Mammals: Considerations for Veterinary Medicine. En: Recent Developments in Fungal Diseases of Laboratory Animals. Fungal Biology. Gupta A, Singh NP editores. Springer;2019.
60. Sugui JA, Kwon-Chung KJ, Juvvadi PR, Latgé JP, Steinbach WJ. *Aspergillus fumigatus* and Related Species. Cold Spring Harb Perspect Med. 2014;5(2):a019786.
61. Cafarchia C, Paradies R, Figueredo LA, Padalino B, Greco MF, Greco G, Otranto D. A Case of Equine Aspergillosis: A Novel Sampling Procedure for Diagnosis. J Equine Vet Sci. 2012;32:634-637.
62. Refai M, El-Yazid HA, Hassan A. Monograph on *Aspergillus* and Aspergillosis in man, animals and birds. 2014.
63. Orellana-Guerrero D, Renaudin C, Edwards L, Rose E, Aleman M, Moore PF, Dujovne G. Fungal Placentitis Caused by *Aspergillus terreus* in a Mare: Case Report. J Equine Vet Sci. 2019;83.
64. Dobesova O, Schawrz B, Velde K, Jahn P, Zert Z, Bezdekova B. Guttural pouch mycosis in horses: a retrospective study of 28 cases. Vet Rec. 2012;171(22):561.
65. Goodale EC, Outbridge CA, White SD. *Aspergillus* otitis in small animals a retrospective study of 17 cases. Vet Dermatol. 2016;27:3-e2.
66. Burrough E, Deitz K, Kinyon J, Andreasen C, Frana T, Sutton D, Thompson E, Fu J, Wickes B, Hostetter J. Disseminated aspergillosis in a dog due to *Aspergillus alabamensis*. Med Mycol Case Rep. 2012;1(1):1-4.
67. Jimenez-Coello M, Ortega-Pacheco A, Guzman-Marin E, Guiris-Andrade DM, Martinez-Figueroa, Acosta-Viana KY. Stray dogs as reservoirs of the zoonotic agents *Leptospira interrogans*,



- Trypanosoma cruzi*, and *Aspergillus* spp. in an urban area of Chiapas in Southern Mexico. Vector Borne Zoonotic Dis. Vector Borne Zoonotic Dis. 2010;2:135-141.
68. do Carmo PMS, Portela RA, de Oliviera-Filho JC, Dantas AFM, Simoes SVD, Garino Jr. F, Riet-Correa F. Nasal and Cutaneous Aspergillosis in a Goat. J Comp Path. 2014;150(1):4-7.
69. Ilhan Z, Ekin IH, Koltas S, Gulaydin O, Ozturk C, Borum AE. Occurrence of fungal agents in mastitis in dairy goat. J Anim Plant Sci. 2016;29(3):4691-4700.
70. Prah S, Jepson PD, Sanchez-Hanke M, Deaville R, Siebert U. Aspergillosis in the middle ear of a harbour porpoise (*Phocoena phocoena*): a case report. Mycoses. 2011;54(4):e260-4.
71. García-Márquez LJ, Rodríguez-Vázquez A, León-Règagnon V, Osorio-Sarabia D, García-Prieto L. Parásitos de Boa constrictor (Squamata: Boidae) cautivas en Colima, México y sus efectos patológicos. Rev Mex Biodivers. 2019:e2902687.
72. Pazanivel N, Saahithya R, Thangapandiyam M, Rao GVS, Sridhar K. Pulmonary aspergillosis in a seventeen-day old ostrich chick (*Struthio camelus*). J Entomol Zool. 2018;6(5):553-555.
73. Sanusi AI, Adegunloye DV, Orimoloye AM, Olorunnusi TM. Colonization Pattern of *Rhodotorula* sp. In Polluted Tilapia Fish Aquaria and the Risk of *Rhodotorula* Caused Infection. Br Microbiol Res J. 2016;11(5):1-9.
74. Malekinejad H, Fink-Gremmels J. Mycotoxicoses in veterinary medicine: Aspergillosis and penicilliosis. Vet Res Forum. 2020; 11(2):97-103.
75. Jameel FA. Pathological effects of Ochratoxin A in brain, heart and lungs of chicks. J Vet Sci. 2011;4(2):93-98.



76. Mycology Online. *Aspergillus*. [Internet] 2017. [Consultado en noviembre del 2020]. Disponible en: <https://mycology.adelaide.edu.au/descriptions/hyphomycetes/aspergillus/>
77. Manamgoda DS, Rossman AY, Castlebury LA, Crous PW, Madrid H, Chukeatirote E, Hyde KD. The genus *Bipolaris*. *Stud Mycol*. 2014;79:221-228.
78. Piontelli E. Especies oportunistas de importancia clínica de los géneros *Bipolaris shoemaker* y *Curvularia boedijn*: su caracterización bajo los nuevos criterios taxonómicos. *Biol Micol*. 2015;30(2):40-63.
79. DrFungus. *Bipolaris* Species. [Internet] 2000. [Consultado en noviembre del 2020]. Disponible en: <https://drfungus.org/knowledge-base/bipolaris-species/>
80. Mycology Online. *Bipolaris*. [Internet] 2016. [Consultado en noviembre del 2020]. Disponible en: <https://mycology.adelaide.edu.au/descriptions/hyphomycetes/bipolaris/>
81. Giri DK, Sims WP, Sura R, Cooper JJ, Gavrillov BK, Mansell J. Cerebral and Renal Phaeohyphomycosis in a Dog Infected With *Bipolaris* Species. *Vet Pathol*. 2011;48(3):754-757.
82. Legere RM, Wooldridge AA, Sandey M, Hanson RR, Cole R. Phaeohyphomycotic Rhinitis Caused by *Bipolaris hawaiiensis* in a Horse. *J Equine Vet Sci*. 2019;82:102798.
83. Costa JJ, Carvalho VL, Castelo D, Nogueira RS, Oliveira AC, Pereira C, Cordeiro RA, Bezerra JL, Pinheiro TJ, Gadelha MF. *Bipolaris hawaiiensis* as an emerging cause of cutaneous phaeohyphomycosis in an Antillean manatee *Trichechus manatus manatus*. *Dis Aquat Organ*. 2015;113(1):69-73.



84. Mycology Online. *Cladosporium*. [Internet] [Consultado en noviembre del 2020]. Disponible en: <https://mycology.adelaide.edu.au/descriptions/hyphomycetes/cladosporium/>
85. Ogórek R, Lejman A, Pusz W, Miluch A, Miodynska P. Characteristics and taxonomy of *Cladosporium* fungi. Mikol Lek. 2012;19(2):80-85.
86. DrFungus. *Cladosporium* species. [Internet]. [Consultado en noviembre del 2020]. Disponible en: <https://drfungus.org/knowledge-base/cladosporium-species/>
87. Spano M, Zuliani D, Peano A, Bertazzolo W. *Cladosporium cladosporoides*-complex infection in a mixed-breed dog. Vet Clin Pathol. 2018;47:150-153.
88. Headley SA, da Melo Zanim Michelazzo M, Elias B, Viana NE, Pereira YL, Pretto-Giordano LG, da Silva JF, da Silva FES, Vilas-Boas LA, da Costa Flaiban KKM, Alfieri AA, Gomes LA. Disseminated melanized fungal infection due to *Cladosporium haloterans* in a dog coinfecting with canine adenovirus-1 and canine parvovirus-2. Braz J Microbiol. 2019;50(3):859-870.
89. Ma X, Gu Y, Liu X, Li D, Ling S, Hou J, Wang C, Cao S, Huang X, Wen X, Ruan J, Dong C, Lin C, Tong Y. Phaeohyphomycotic dermatitis in a giant panda (*Ailuropoda melanoleuca*) caused by *Cladosporium cladosporoides*. Med Mycol Case Rep. 2013;2:119-121.
90. DrFungus. *Fusarium* Species. [Internet]. 2000. [Consultado en noviembre del 2020]. Disponible en: <https://drfungus.org/knowledge-base/fusarium-species/>
91. Mycology Online. *Fusarium*. [Internet] 2020. [Consultado en noviembre del 2020]. Disponible en: <https://mycology.adelaide.edu.au/descriptions/hyphomycetes/fusarium/>



92. Nesic K, Ivanovic S, Nesic V. Fusarial Toxins: Secondary metabolites of *Fusarium Fungi*. En: Reviews of Environmental Contamination and Toxicology Volume 228. Whitacre D editor. Springer;2018.
93. O'Donnell K, Sutton DA, Wiederhold N, Robert VARG, Crous PW, Geiser DM. Veterinary Fusarioses within the United States. J Clin Microbiol. 2016;54:2813-2819.
94. Sugahara G, Kuichi A, Usui R, Usui R, Mineshige T, Kamiie J, Shiota K. Granulomatous Pododermatitis in the Digits Caused by *Fusarium proliferatum* in a Cat. J Vet Med Sci. 2014;76(3):435-438.
95. Namitome K, Kano R, Sekuguchi M, Iwasaki T, Kaneshima T, Nishifuji K. Isolation of *Fusarium* sp. from a Claw of a Dog with Onychomycosis. J Vet Med Sci. 2011;73(7):965-969.
96. Reisfeld L, Sacristán C, Canedo P, Schwarz B, Ewbank AC, Esperón F, Catao-Dias JL. Fusariosis in a Captive South American Sea Lion (*Otaria flavescens*): A Case Report. Mycpah. 2019;184(1):187-192.
97. Lozano R, Marrujo F, Abad SM. Necrosis Cuticular en camarón *Litopenaeus vannamei* asociada a *Fusarium* sp. Rev Electron Vet. 2012;13(7):1-7.
98. Salter CE, O'Donnell K, Sutton DA, Marancik DP, Knowles S, Clauss TM, Brliner AL, Camus AC. Dermatitis and systemic mycosis in lined seahorses *Hippocampus erectus* associated with a marine-adapted *Fusarium solani* species complex pathogen. Dis Aquat Organ. 2012;101:23-31.
99. Tuxbur KA, Shaw GC, Montali RJ, Clayton LA, Kwiatkowski NP, Dykstra MJ, Mankowski JL. *Fusarium solani* species complex associated with carapace lesions and branchitis in captive American horseshoe crabs *Limulus polyphemus*. Dis Aquat Organ. 2014;109(3):223-230.



100. Bertero A, Moretti A, Spicer LJ, Caloni F. *Fusarium* Molds and Mycotoxins: Potential Species-Specific Effects. *Toxins*. 2018;10(6):244.
101. Caloni F, Corinovic C. Effects of fusariotoxins in the equine species. *Vet J*. 2010;186(2):157-161.
102. Mycology Online. *Geotrichum candidum*. [Internet]. [Consultado en noviembre del 2020]. Disponible en: <https://mycology.adelaide.edu.au/descriptions/hyphomycetes/geotrichum/>
103. 1DrFungus. *Geotrichum* Species. [Internet]. [Consultado en noviembre del 2020]. Disponible en: <https://drfungus.org/knowledge-base/geotrichum-species/>
104. Azarvandi A, Khosravi AR, Shokri H, Talebkhan Garoussi M, Gharahgouzlou F, Vahedi G, Sharifzadeh A. Presence and distribution of yeasts in the reproductive tract in healthy female horses. *Equine Vet J*. 2017;49(5):614-617.
105. Spanamberg A, Floriano Fraga C, Ferreiro L, Scherer Aginsky M, Cavallini Sanches EM, Roeche C, Lautert C, Morais Santuario J. Yeasts in the raw ewe's milk. *Acta Sci Vet*. 2014;42(1):1-5.
106. Antoniassi NAB, Juffo GD, Santos AS, Pescador CA, Ferreiro L, Driemeier D. *Geotrichum candidum* as a posible cause of bovine abortion. *J Vet Diagn Invest*. 2013;25(6):795-797.
107. Figueredo LA, Cafarchia C, Otranto D. *Geotrichum candidum* as etiological agent of horse dermatomycosis. *Vet Microbiol*. 2011;148:368-371.
108. Padalino B, Sandy JR, Barraso R, Trotta A, Bozzo G, Cafarchia C. Rare Generalized Form of Fungal Dermatitis in a Horse: Case Report. *Animals*. 2020;10(5):871.



109. Lee EJ, Gabor M, Turner M, Ball M, Gabor L. Tonsilitis in a weaner pig associated with *Geotrichum candidum*. J Vet Diagn Invest. 2011;23:175-177.
110. Shwartz VU, Jacobsen I. Mucormycoses caused by *Lichtheimia* species. Mycoses. 2014;57(3):1-6.
111. Alastruey-Izquierdo A, Hoffmann K, de Hoog GS, Rodríguez-Tudela JL, Voigt K, Bibashi E, Walther G. Species Recognition and Clinical Relevance of the Zygomycetous Genus *Lichtheimia* (syn. *Absidia* Pro Parte, Mycocladus). J Clin Microbiol. 2010;48(6):2154-2170.
112. Mycology Online. *Lichtheimia corymbifera*. [Internet] [Consultado en noviembre del 2020]. Disponible en: <https://mycology.adelaide.edu.au/descriptions/zygomycetes/lichtheimia/>
113. Fungal abortion in dairy cattle. Vet Record. 2020;186:441-444. Disponible en: <https://bvajournals.onlinelibrary.wiley.com/doi/10.1136/vr.m1532>
114. Piancastelli C, Ghidini F, Donofrio G, Jottini S, Taddei S, Cavarini S, Cabassi CS. Isolation and characterization of a strain of *Lichtheimia corymbifera* (ex *Absidia corymbifera*) from a case of bovine abortion. Reprod Biol Endocrinol. 2009;7(1):138.
115. Tanaka Y, Toyotome T, Inokuma H, Watanabe K, Kobayashi Y, Horiuchi N. Rhinocerebral Zygomycosis Due to a *Lichtheimia ramosa* Infection in a Calf: Neural Spread Through the Olfactory Nerves. Mycpah. 2019;184(1):141-146.
116. Hubka C, Peano A, Cmokova A, Guillot J. Common and Emerging Dermatophytoses in Animals: Well-Known and New Threats. En: Emerging and Epizootic Fungal Infections in Animals. Seyedmousavi S, de Hoog GS, Guillot J, Verweij PE editores. Springer International Publishing AG;2018.



117. de Hoog GS, Dukik K, Monod M, Packeu A, Stubbe D, Hendrickx M, Kupsch C, Stielow JB, Freeke J, Göker M, Rezaei-Matehkolaei A, Mirhendi H, Gräser Y. Toward a Novel Multilocus Phylogenetic Taxonomy for the Dermatophytes. *Mycopath.* 2017;182:5-31.
118. Mycology Online. *Microsporum*. [Internet] 2016. [Consultado en noviembre del 2020]. Disponible en: <https://mycology.adelaide.edu.au/descriptions/dermatophytes/microsporum/>
119. Hermoso de Mendoza M, Hermoso de Mendoza J, Alonso JM, Rey JM, Sanchez S, Bermejo F, Cortes M, Benitez JM, Garcia WL, Garcia-Sanchez A. A zoonotic ringworm outbreak caused by a dysgonic strain of *Microsporum canis* from stray cats. *Rev Iberoam Micol.* 2010;27(2):62-65.
120. DrFungus. *Microsporum* Species. [Internet]. 2000. [Consultado en noviembre del 2020]. Disponible en: <https://drfungus.org/knowledge-base/microsporum-species/>
121. Refai M, El-Yazid HA, El-Hariri M. Monograph on Dermatophytes. 2013.
122. Avila M, da Exaltacao JP, de Arruda ML, Lubeck I. Dermatophytosis due to *Microsporum nanum* infection in a canine. *Semin Cienc Agrar.* 2017;38(1):317-320.
123. DrFungus. *Mucor* Species. [Internet]. 2000. [Consultado en noviembre del 2020]. Disponible en: <https://drfungus.org/knowledge-base/mucor-species/>
124. Schmitz A, Korbel R, Rinder M. Zygomycosis due to *Mucor racemosus* Associated with a Circovirus Infection in a Blue Tit (*Cyanistes caeruleus*). *J Comp Path.* 2018;165:67-71.
125. Mycology Online. *Mucor*. [Internet]. 2016. [Consultado en noviembre del 2020]. Disponible en: <https://mycology.adelaide.edu.au/descriptions/zygomycetes/mucor/>



126. Awadin W, Mosbah E, Youssef ES, El-Satar AA. A Case of Subcutaneous Destructive Facial Swelling in a Dog Caused by *Mucor* Species. *J Vet Sci Med Diagn*. 2015;4:3.
127. Skiada A, Lass-Floerl C, Klimki N, Ibrahim A, Roilides E, Petrikkos G. Challenges in the diagnosis and treatment of mucormycosis. *Med Mycol*. 2018;56:S93-S101.
128. DrFungus. *Penicillium* Species. [Internet] [Consultado en noviembre del 2020]. Disponible en: <https://drfungus.org/knowledge-base/penicillium-species/>
129. Mycology Online. *Penicillium*. [Internet]. 2016. [Consultado en noviembre del 2020]. Disponible en: <https://mycology.adelaide.edu.au/descriptions/hyphomycetes/penicillium/>
130. Visagie CM, Houbraken J, Frisvad JC, Hong SB, Klaassen CHW, Perrone G, Seifert KA, Varga J, Yaguchi T, Samson RA. Identification and nomenclature of the genus *Penicillium*. *Stud Mycol*. 2014;78: 343-371.
131. Bosseler I, Marynissen S, Van Rooji P, Ducatelle R, Chiers K. *Penicillium glabrum* granuloma presenting as a heart base mass in a cat. *J Comp Path*. 2017;156(1):86.
132. Soonthornsit J, Banlunara W, Niyomthum W, Pusoonthornthum R. *Penicillium* species-induced granuloma in a cat resulting in chronic lower urinary tract disease. *J Feline Med Surg*. 2013;15(12):1154-1159.
133. Janovec J, Brockman DJ, Priestnall SL, Kulendra NJ. Successful treatment of intra-abdominal eumycotic mycetoma caused by *Penicillium duponti* in a dog. *J Small Anim Pract*. 2016;57:159-162.
134. Acierno MM, Ober CP, Goupil BA, Olson EJ. Uretral obstruction secondary to disseminated penicilliosis in a German shepherd dog. *Can Vet J*. 2016;57:1242-1246.



135. Cabañes FJ, Bragulat MR, Castellá G. Ochratoxin A Producing Species in the Genus *Penicillium*. *Toxins*. 2010;2:1111-1120.
136. Otero C, Arredondo C, Echeverría-Vega A, Gordillo-Fuenzalida F. *Penicillium* spp. mycotoxins found in food and feed and their health effects. *World Mycotoxin J*. 2020;13(3):323-343.
137. DrFungus. *Rhizomucor* Species. [Internet]. 2000. [Consultado en noviembre del 2020]. Disponible en: <https://drfungus.org/knowledge-base/rhizomucor-species/>
138. Mycology Online. *Rhizomucor*. [Internet]. 2016. [Consultado en noviembre del 2020]. Disponible en: <https://mycology.adelaide.edu.au/descriptions/zygomycetes/rhizomucor/>
139. Cunha SC, Agüero C, Damico CB, Corgozinho KB, Souza HJM, Pimenta ALP, Marassi CD. Duodenal perforation caused by *Rhizomucor* species in a cat. *J Feline Med Surg*. 2011;13:205-207.
140. Banett J, Riley P, Cooper T, Linton C, Wessels M. Mycotic encephalitis in a grey seal (*Halichoerus grypus*) pup associated with *Rhizomucor pusillus* infection. *Vet Rec Case Rep*. 2014;2:e000115.
141. Suzuta F, Kimura K, Urakawa R, Kusuda Y, Tanaka S, Hanafusa Y, Haritani M. Variations in the morphology of *Rhizomucor pusillus* in granulomatous lesions of a Magellanic penguin (*Spheniscus magellanicus*). *J Vet Med Sci*. 2015;77(8):1029-1031.
142. DrFungus. *Rhizopus* Species. [Internet]. 2000. [Consultado en noviembre del 2020]. Disponible en: <https://drfungus.org/knowledge-base/rhizopus-species/>
143. Slaviero M, Vargas TP, Bianchi MV, Ehlers LP, Spanemberg A, Ferreriro L, Araújo R, Pavarini SP. *Rhizopus microsporus* segmental enteritis in a cow. *Med Mycol Case Rep*. 2020;28:20-22.



144. Nishimura M, Toyota Y, Ishida Y, Nakaya H, Kameyama K, Nishikawa Y, Miyahara K, Inokuma H, Furuoka H. Zygomycotic Mediastinal Lymphadenitis in Beef Cattle with Ruminal Tympany. *J Vet Med Sci.* 2014;76(1):123-127.
145. Muir M, Raidal SR. Necrotising ventriculitis due to combined infection with *Rhizopus microsporus* var. *chinensis* and *Candida krusei* in an eceltus parrot (*Eclectus roratus*). *Aust Vet J.* 2012;90:227-280.
146. Mycology Online. *Rhizopus*. [Internet] 2016. [Consultado en noviembre del 2020]. Disponible en: <https://mycology.adelaide.edu.au/descriptions/zygomycetes/rhizopus/>
147. DrFungus. *Scopulariopsis* Species. [Internet] 2000. [Consultado en noviembre del 2020]. Disponible en: <https://drfungus.org/knowledge-base/scopulariopsis-species/>
148. Mycology Online. *Scopulariopsis*. [Internet] 2016. [Consultado en noviembre del 2020]. Disponible en: <https://mycology.adelaide.edu.au/descriptions/hyphomycetes/scopulariopsis/>
149. Pérez-Cantero A, Guarro J. Current knowledge on the etiology and epidemiology of *Scopulariopsis* infections. *Med Mycol.* 2019;58(2): 145-155.
150. Sri-Jayantha L, Matthews KG, Scharf V. *Scopulariopsis brevicaulis* Rhinosinal Infection in a Dog. *J Am Anim Hosp Assoc.* 2019;55(1):e55102.
151. Paterson S. Dermatophytosis: an update. *Companion Animal.* 2017;22:248-253.
152. Moriello KA, Coyner K, Paterson S, Mignon B. Diagnosis and treatment of dermatophytosis in dogs and cats. *Clinical Consensus Guidelines of the World Association for Veterinary Dermatology.* *Vet Dermatol.* 2017;28:266-e68.



153. Kraemer A, Mueller RS, Werckenthin C, Straubinger RK, Hein J. Dermatophytes in pet Guinea pigs and rabbits. *Vet Microbiol.* 2012;157:208-213.
154. Mycology Online. *Trichophyton*. [Internet]. 2016. [Consultado en noviembre del 2020] Disponible en: <https://mycology.adelaide.edu.au/descriptions/dermatophytes/trichophyton/>
155. DrFungus. *Candida* Species. [Internet]. 2000. [Consultado en noviembre del 2020] Disponible en: <https://drfungus.org/knowledge-base/candida-species/>
156. López I. Evaluación de la actividad enzimática y formación de biopeícula de aislados de *Candida* spp. obtenidos de leche de cabra. Tesis de licenciatura. México:Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, UNAM;2018.
157. Razmyar J, Movassaghi AR, Mirshahi A, Eidi S, Zaeemi M, Rezaee M. Osteoarthritis and systemic infection caused by *Candida albicans* in a common Mynah (*Acridotheres tristis*). *Iran J Veterinary Sci Technol.* 2014;6(2):77-84.
158. Duchaussoy AC, Rose A, Talbot JJ, Barrs VR. Gastrointestinal granuloma due to *Candida albicans* in an immunocompetent cat. *Med Mycol Case Rep.* 2015;10:14-17.
159. Cordeiro R de A, Bittencourt PV, Brilhante RS, Teixeira CE, Castello-Branco D de S, Silva ST, de Alencar LP, Souza ER, Bandeira T de J, Monteiro AJ, Sidrim JJ, Rocha MF. Species of *Candida* as a component of the nasal microbiota of healthy horses. *Med Mycol.* 2013;51(7): 731-736.
160. Mycology Online. *Candida*. [Internet]. 2017. [Consultado en noviembre del 2020] Disponible en: <https://mycology.adelaide.edu.au/descriptions/yeasts/candida/>



161. Wawron W, Bochniarz M, Piech T. Yeast mastitis in dairy cows in the middle-eastern part of Poland. *Bull Vet Inst Pulawy*. 2010;54: 201-204.
162. Brilhante RSN, Bittencourt PV, Castelo-Branco D de S, de Melo Guedes GM, de Oliveira JS, Alencar LP, Cordeiro R de A, Pinheiro M, Nogueira-Filho EF, Pereira-Neto W de A, Sidrim JJC, Rocha MFG. Biofilms of *Candida* spp. from the ocular conjunctiva of horses with reduced azole susceptibility: a complicating factor for the treatment of keratomycosis? *Vet Ophthalmol*. 2017;20(6):539-546.
163. Lamm CG, Grune SC, Estrada MM, McIlwain MB, Leutenegger CM. Granulomatous rhinitis due to *Candida parapsilosis* in a cat. *J Vet Diagn Invest*. 2013; 25(5):596-598.
164. Palermo SM, Newman AW, Koch MW. *Candida albicans* cholecystitis with associated hepatitis in a cat. *JFMS Open Rep*. 2019;5(1).
165. Zlotowski P, Castro LAD, Spanamberg A, Sanches EMC, Hein HE, Corbellini LG, Barcellos DESN, Driemeier D. *Candida glabrata* Septicemia in a Piglet. *Acta Sci Vet*. 2014;41(1)1-4.
166. Pal M, Tesfaye S, Dave P. Cryptococcosis: An Enigmatic Mycosis of Humans and Animals. *J Environ Occup Sci*. 2014;3(1):53-60.
167. DrFungus. *Cryptococcus* Species. [Internet]. 2000. [Consultado en noviembre del 2020] Disponible en: <https://drfungus.org/knowledge-base/cryptococcus-species/>
168. Daniel AJ, Thachil A, Savory-Davis M. Severe cryptococcal granulomas of the nasopharynx in a horse treated with standing endoscopic laser surgery and oral fluconazole. *Equine Vet Educ*. 2019;32(11).



169. Tangeman L, Davignon D, Patel R, Littman M. Abdominal Cryptococcosis in Two Dogs: Diagnosis and Medical Management. *J Am Anim Hosp Assoc.* 2015;51(2):107-113.
170. Block K, Battig J. Cryptococcal Maxillary Osteomyelitis and Osteonecrosis in a 18-Month-Old Dog. *J Vet Dent.* 2017;34(2):76-85.
171. Sennazli G, Gurel A, Ozsoy S. Granulomatous Osteomyelitis in a Dog. *Pak Vet J.* 2014;34(2):273-275.
172. Robson K, Smith PM. Cryptococcal meningoencephalitis in a dog. *Vet Rec.* 2011;168(20):538.
173. Martinez L, Beltran E, Rasotto R, Berlato D, Holloway A. Nasal cryptococcoma causing severe meningitis in a dog in the UK. *Vet Rec Case Rep.* 2014;2:e000151.
174. Bonifaz A, Vázquez-González D, Perusquía-Ortiz AM. Endemic systemic mycoses: coccidioidomycosis, histoplasmosis, paracoccidioidomycosis and blastomycosis. *J Dtsch Dermatol Ges.* 2011;9(9):705-714.
175. Schlacks S, Boozer T, Dial S, Eichelberger B. CT identifies pulmonary cryptococcosis in domestic feline. *Vet Radiol Ultrasound.* 2019:1-4.
176. Spodsberg EH, Aalbaek B, McEvoy FJ. Feline disseminated cryptococcosis. *DVT.* 2012;13:24-27.
177. Hammond JJ, Glass EN, Bishop TM, Kent M, Lahunta A. Imaging diagnosis - Intracranial cryptococcal mass in a cat. *Vet Radiol Ultrasound.* 2011;52(3):306-308.
178. Silva STG, Souza JCA, de Mendonca CL, Izael MA, Dantas AF, Portela R, Riet-Correa F, Afonso JAB. Nasal cryptococcosis in a sheep in Brazilian Semi-Arid. *Braz J Vet Pathol.* 2010; 3(2):127-130.



179. da Paz GS, Adorno BMV, Richini-Pereira VB, Bosco SM, Langoni H. Infection by *Histoplasma capsulatum*, *Cryptococcus* spp. and *Paracoccidioides brasiliensis* in bats collected in urban areas. *Transbound Emerg Dis*. 2018;65(6):1797-1805.
180. Mycology Online. *Cryptococcus*. [Internet]. 2017. [Consultado en noviembre del 2020] Disponible en: <https://mycology.adelaide.edu.au/descriptions/yeasts/cryptococcus/>
181. Mycology Online. *Malassezia*. [Internet]. 2017. [Consultado en noviembre del 2020] Disponible en: <https://mycology.adelaide.edu.au/descriptions/yeasts/malassezia/>
182. DrFungus. *Malassezia* Species. [Internet]. 2000. [Consultado en noviembre del 2020] Disponible en: <https://drfungus.org/knowledge-base/malassezia-species/>
183. Cabañes FJ. *Malassezia* yeasts in veterinary dermatology. En: *Pathogenic Yeasts, The Yeast Handbook*. Ashbee R, Bingell EM, editores. Alemania:Springer;2010.
184. Bajwa J. Canine *Malassezia* dermatitis. *Can Vet J*. 2017;58(10):1119-1121.
185. Spanamber A, Driemeier D, Sonne L, Ferreiro L. Onychomycosis Caused by *Malassezia pachydermatis* in a Dog. *Acta Sci Vet*. 2019;47(1):412.
186. Eguchi-Coe Y, Valentine BA, Gorman E, Villarroel A. Putative *Malassezia* dermatitis in six goats. *Vet Dermatol*. 2011;22:497-501.
187. Comak C, Ceylan E. *Malassezia* spp. overgrowth in a chinchilla cat. *Turk J Vet Anim Sci*. 2018;2(2):32-34.
188. Dr.Fungus. *Rhodotorula* Species. [Internet]. 2000. [Consultado en noviembre del 2020] Disponible en: <https://drfungus.org/knowledge-base/rhodotorula-species/>



189. Mycology Online. *Rhodotorula*. [Internet]. 2016. [Consultado en noviembre del 2020] Disponible en: <https://mycology.adelaide.edu.au/descriptions/yeasts/rhodotorula/>
190. Beiganska MJ, Rzewuska M, Dabrowska I, Malewska-Biel B, Ostrzeszewicz M, Dworecka-Kaszak B. Mixed Infection of Respiratory Tract in a Dog Caused by *Rhodotorula mucilaginosa* and *Trichosporon jirovecii*: A Case Report. *Mycopath*. 2018;183:637-644.
191. Alvarez-Perez S, Mateos A, Dominguez L, Martinez-Nevado E, Blanco JL, Garcia ME. Isolation of *Rhodotorula mucilaginosa* from skin lesions in a Southern sea lion (*Otaria flavescens*): a case report. *Vet Med Case Rep*. 2010;55(297):297-301.
192. Chitcko-Mckown CG, Leymaster KA, Heaton MP, Griffin DD, Veatch JK, Jones SA, Clawson ML. *Rhodotorula minuta* fungemia in a ewe lamb. *Transbound Emerg Dis*. 2014;61:e76-e78.
193. Parvu M, Paraschivescu MT. Feeding *Rhodotorula* Yeast in Egg Yolk Pigmentation (II). *Rom Biotechnol Lett*. 2014;19(4):9959-9963.
194. Mycology Online. *Trichosporon*. [Internet]. 2017. [Consultado en noviembre del 2020] Disponible en: <https://mycology.adelaide.edu.au/descriptions/yeasts/trichosporon/>
195. Colombo AL, Padovan ACB, Chaves GM. Current Knowledge of *Trichosporon* spp. and Trichosporonosis. *Clin Microbiol Rev*. 2011;24(4):682-700.
196. Bryan LK, Porter BF, Wickes BL, Spaulding KA, Kerwin SC, Lawhon SD. Meningoencephalitis in a Dog Due to *Trichosporon montevidense*. *J Comp Path*. 2014;151:157-161.
197. Rissi DR, Kirby KD, Sanchez S. Systemic *Trichosporon loubieri* infection in a cat. *J Vet Diagn Invest*. 2016;28(3):350-353.



198. Sharman MJ, Stayt J, McGill SE, Mansfield CS. Clinical resolution of a nasal granuloma caused by *Trichosporon loubieri*. *J Feline Med Surg*. 2010;12:345-350.
199. Munevar C, Moore BA, Gleeson MD, Ozawa SM, Murphy CJ, Paul-Murphy JR, Leonard BC. *Acremonium* and *Trichosporon* fungal keratoconjunctivitis in a Leopard Gecko (*Eublepharis macularius*). *Vet Ophthalmol*. 2019;0:1-5.
200. Nardoni S, Salvadori M, Poli A, Rocchigiani G, Mancianti F. Cutaneous lesions due to *Trichosporon jirovecii* in a tortoise (*Testudo hermanni*). *Med Mycol Case Rep*. 2017;18:18-20.
201. DrFungus. *Trichosporon* Species. [Internet]. 2000. [Consultado en noviembre del 2020] Disponible en: <https://drfungus.org/knowledge-base/trichosporon-species/>
202. Bradsher RW, Bariola JR. Blastomycosis. En: *Essentials of Clinical Mycology*. Kauffman CA, Pappas PG, Sobel JD, Dismukes WE, editors. Springer:2011.
203. Totten AK, Ridgway MD, Sauberli DS. *Blastomyces dermatitidis* Prostatic and Testicular Infection in Eight Dogs (1992-2005). *J Am Anim Hosp Assoc*. 2011;47(6):413-418.
204. DrFungus. *Blastomyces* Species. [Internet]. 2000. [Consultado en noviembre del 2020] Disponible en: <https://drfungus.org/knowledge-base/blastomyces-species/>
205. Mycology Online. Dimorphic Fungal Pathogens. [Internet]. 2000. [Consultado en noviembre del 2020] Disponible en: <https://mycology.adelaide.edu.au/descriptions/dimorphic-pathogens/>
206. Funicello B, Scandella M, Roccabianca P, Caniatti M, Martino PA, Malalana F, Knottenbelt DC. Cutaneous blastomycosis in a horse. *Equine Vet Educ*. 2014;26(9):458-463.



207. Woods KS, Barry M, Richardson D. Carpal intra-articular blastomycosis in a Labrador retriever. *Can Vet J.* 2013;54(2):167-170.
208. Hecht S, Adams WH, Smith JR, Thomas WB. Clinical and Imaging Findings in Five Dogs with Intracranial Blastomycosis (*Blastomyces dermatitidis*). *J Am Anim Hosp Assoc.* 2011;47(4):241-249.
209. Connolly SL, Frank C, Thompson CA, Van Alstine WG, Gelb H, Heng HG, Klosterman E, Kiupel M, Grootes AM. Dual infection with *Pythium insidiosum* and *Blastomyces dermatitidis* in a dog. *Vet Clin Pathol.* 2012;41(3):419-423.
210. Baron ML, Hecht S, Westermeyer HD, Mankin JM, Novaks JM, Donnell RL. Intracranial extension of retrobulbar blastomycosis (*Blastomyces dermatitidis*) in a dog. *Vet Ophthalmol.* 2011;14(2):137-141.
211. Ditmyer H, Craig L. Mycotic Mastitis in Three Dogs Due to *Blastomyces dermatitidis*. *J Am Anim Hosp Assoc.* 2011;47(5):356-358.
212. Parker K, Senad E, Anthony J, Silver T. Oronasal blastomycosis in a golden retriever. *Can Vet J.* 2013;54:748-752.
213. Palacios AF, Piñeros R, Barato P, Suárez F. Reporte de caso: blastomycosis esplénica canina. *Rev Inv Vet Perú.* 2019;30(2):988-993.
214. Jankovsky JM, Donnell RL. *Blastomyces dermatitidis* pneumonia in a llama. *J Vet Diagn Invest.* 2018;30(4):576-579.
215. Stern JA, Chew DJ, Schissler JR, Green EM. Cutaneous and Systemic Blastomycosis, Hypercalcemia, and Excess Synthesis of Calcitriol in a Domestic Shorthair Cat. *J Am Anim Hosp Assoc.* 2011;47(6):e116-e120.
216. Imai DM, McGreevey N, Anderson JL, Meece JK. Disseminated *Blastomyces dermatitidis*, genetic group 2, infection in an alpaca (*Vicugna pacos*). *J Vet Diagn Invest.* 2014;26(3):442-447.



217. Dykstra JA, Rogers LL, Mansfield SA, Wünschmann A. Fatal disseminated blastomycosis in a free-ranging American black bear (*Ursus americanus*). J Vet Diagn Invest. 2012;24(6):1125-1128.
218. Chang SC, Hsuan SL, Lin CC, Lee WC, Chien MS, Chen LC, Wu JH, Cheng SJ, Chen CL, Liao JW. Probable *Blastomyces dermatitidis* Infection in a Young Rat. Vet Pathol. 2012;50(2):343-346.
219. Rodríguez-Tovar LE, Nevárez-Garza AM, Barajas-Juárez RV, Zarate-Ramos JJ, Ledezma-Torres RA, Trejo-Chávez A. Probable Pulmonary Blastomycosis in a Wild Coyote (*Canis latrans*). Case Rep Vet Med. 2015;7:1-3.
220. Darrow BG, Mans C, Drees R, Pinkerton ME, Sladky KK. Pulmonary blastomycosis in a domestic ferret (*Mustela putorius furo*). J Exot Pet Med. 2014;23:158-164.
221. DrFungus. *Coccidioides* Species [Internet]. 2000. [Consultado en noviembre del 2020] Disponible en: <https://drfungus.org/knowledge-base/coccidioides-species/>
222. James AE, Pastenkos G, Bradway D, Baszler T. Autochthonous Transmission of *Coccidioides* in Animals, Washington, USA. Emerg Infect Dis. 2019;5(1):123-125.
223. Ajithdoss DK, Tainor KE, Snyder KD, Bridges CH, Langohr IM, Kiupel M, Porter BF. Coccidioidomycosis Presenting as a Heart Base Mass in Two Dogs. J Comp Path. 2011;145:132-137.
224. Izquierdo A, Jaffey JA, Szabo S, Struthers J, Okwumabua O, Hostnik ET, Ohkura M, Trinh H, Shubitz LF, Orbach MJ, White ME. *Coccidioides posadasii* in a Dog With Cervical Dissemination Complicated by Esophageal Fistula. Front Vet Sci. 2020;7:285.



225. Diab S, Johnson SM, Garcia J, Carlson EL, Pappagianis D, Smith J, Uzal FA. Case report: Abortion and disseminated infection by *Coccidioides posadasii* in an alpaca (*Vicugna pacos*) fetus in Southern California. *Med Mycol Case Rep.* 2013;2:159-162.
226. Coster ME, Ramos-Vara JA, Vemulapalli R, Stiles J, Krohne SG. *Coccidioides posadasii* keratouveitis in a llama (*Lama glama*). *Vet Ophthalmol.* 2010;13(1):53-57.
227. Amorim I, Colimao MJ, Cortez PP, Dias P. Coccidioidomycosis in a cat imported from the USA to Portugal. *Vet Rec.* 2011;169-232.
228. Tofflemire K, Betbeze C. Three cases of feline ocular coccidioidomycosis: presentation, clinical features, diagnosis, and treatment. *Vet Ophthalmol.* 2010;13(3):166-172.
229. .DrFungus. *Histoplasma* Species [Internet]. 2000. [Consultado en noviembre del 2020] Disponible en: <https://drfungus.org/knowledge-base/histoplasma-species/>
230. Schumacher LL, Love BC, Ferrel M, DeSilva U, Fernando R, Ritchey JW. Canine intestinal histoplasmosis containing hyphal forms. *J Vet Diagn Invest.* 2013;25(2):304-307.
231. Taylor AR, Barr JW, Hokamp JA, Johnson MC, Young BD. Cytologic Diagnosis of Disseminated Histoplasmosis in the Wall of the Urinary Bladder of a Cat. *J Am Anim Hosp Assoc.* 2012;48(3):203-208.
232. Mavropoulou A, Grandi G, Calvi L, Passeri B, Volta A, Kramer LH, Quintavalla C. Disseminated histoplasmosis in a cat in Europe. *J Small Anim Pract.* 2010;51:176-180.
233. Atiee G, Kvitko-White H, Spaulding K, Johnson M. Ultrasonographic appearance of histoplasmosis identified in the spleen in 15 cats. *Vet Radiol Ultrasound.* 2014;55(3):310-314.



234. Brandao J, Woods S, Fowlkes N, Leissing M, Blair R, Pecheu-Hatson C, Johnson J, Phillips CE, Tully T. Disseminated histoplasmosis (*Histoplasma capsulatum*) in a pet rabbit: case report and review of literature. *J Vet Diagn Invest.* 2014;26(1):158-162.
235. Clothier KA, Villanueva M, Torain A, Reinl S, Barr B. Disseminated histoplasmosis in two juvenile raccoons (*Procyon lotor*) from a nonendemic region of the United States. *J Vet Diagn Invest.* 2014;26(2): 297-301.
236. Schlemmer SN, Fratzke AP, Gibbons P, Porter BF, Masell J, Ploeg RJ, Hoffmann AL, Older CE, Clark SD. Histoplasmosis and multicentric lymphoma in a Nubian goat. *J Vet Diagn Invest.* 2019;31(5):770-773.



Cuadros

Cuadro 1. Obtención, conservación y transporte de muestras para diagnóstico micológico.....	23
Cuadro 2. Principales medios de cultivo para el primoaislamiento de hongos filamentosos y levaduriformes.....	32
Cuadro 3. Desarrollo de especies del género <i>Candida</i> y otras levaduras en CHROMagar <i>Candida</i> ®	62
Cuadro 4. Desarrollo de especies del género <i>Candida</i> y otras levaduras en agar BiGGY®.....	64
Cuadro 5. Aislamientos de <i>Alternaria</i> spp. en animales clínicamente sanos.....	68
Cuadro 6. Manifestaciones clínicas de especies de <i>Aspergillus</i> en animales domésticos y silvestres.....	72
Cuadro 7. Principales micotoxinas producidas por algunas especies del género <i>Aspergillus</i>	75
Cuadro 8. Manifestaciones clínicas de <i>Bipolaris</i> spp. en animales domésticos y silvestres.....	102
Cuadro 9. Manifestaciones clínicas de <i>Cladosporium</i> spp. en animales domésticos y silvestres.....	108
Cuadro 10. Manifestaciones clínicas de <i>Fusarium</i> spp. en animales domésticos y silvestres.....	112
Cuadro 11. Manifestaciones clínicas de <i>Geotrichum</i> spp. en animales domésticos.....	118
Cuadro 12. Manifestaciones clínicas de <i>Lichtheimia</i> spp. en bovinos.....	124
Cuadro 13. Manifestaciones clínicas de <i>Mucor</i> spp.	141
Cuadro 14. Principales micotoxinas producidas por <i>Penicillium</i> spp. y su efecto biológico.....	147



Cuadro 15. Manifestaciones clínicas de <i>Penicillium</i> spp. en animales domésticos y silvestres.	151
Cuadro 16. Manifestaciones clínicas de <i>Rhizomucor</i> spp.	161
Cuadro 17. Manifestaciones clínicas de <i>Rhizopus</i> spp.	167
Cuadro 18. Manifestaciones clínicas de <i>Scopulariopsis</i> spp.	170
Cuadro 19. Manifestaciones clínicas de especies del género <i>Candida</i>	194
Cuadro 20. Manifestaciones clínicas de <i>Cryptococcus</i> spp.	221
Cuadro 21. Especies de <i>Malassezia</i> asociadas a diversas especies animales.	227
Cuadro 22. Manifestaciones clínicas de <i>Malassezia</i> spp.	228
Cuadro 23. Manifestaciones clínicas de <i>Rhodotorula</i> spp.	232
Cuadro 24. Manifestaciones clínicas de <i>Trichosporon</i> spp.	236
Cuadro 25. Manifestaciones clínicas de <i>Blastomyces</i> spp.	242
Cuadro 26. Manifestaciones clínicas de <i>Coccidioides</i> spp.	245
Cuadro 27. Manifestaciones clínicas de <i>Histoplasma</i> spp.	248



Figuras

Figura 1. Examen directo de dos muestras con KOH al 20 %.....	29
Figura 2. Examen directo con tinción de Gram.....	31
Figura 3. Método de siembra por punto aislado utilizando un asa en “L”	35
Figura 4. Método de siembra por estría continua usando asa microbiológica.....	36
Figura 5. Muestra de pelo de perro en DTM.....	36
Figura 6. Muestra de leche de vaca en ADS.....	37
Figura 7. Hisopado ótico de perro en ADS.....	37
Figura 8. Muestra de pelo de perro en ADS incubado a 30°C por 72 h.....	38
Figura 9. Muestra de pelos de perro en ADS incubado a 30°C por 72 h.....	38
Figura 10. Muestra de pelos de perro en agar micobiótico incubado a 30°C durante cinco días	39
Figura 11. Muestra de pelos de bovinos en agar micobiótico incubado a 30°C durante 15 días.....	39
Figura 12. Hongos filamentosos en cultivos de ADS.....	41
Figura 13. Tinción de azul de lactofenol de hongos filamentosos (40x)	42
Figura 14. Arthroconidios de <i>Geotrichum candidum</i> teñidos con azul de lactofenol (40x).....	43
Figura 15. a) Microconidios de <i>Trichophyton mentagrophytes</i> y b) Macroconidio de <i>Microsporum canis</i> teñidos con azul de lactofenol (40x).....	44



Figura 16. Cadena de clamidoconidios de <i>Trichophyton verrucosum</i> teñidos con azul de lactofenol (40x).....	45
Figura 17. Esporangioconidios de <i>Mucor</i> spp. teñidos con azul de lactofenol (40x).....	46
Figura 18. Componentes de la cabeza conidial de <i>Aspergillus</i> spp.....	47
Figura 19. Dictioconidios de <i>Alternaria alternata</i> teñidos con azul de lactofenol (40x).....	47
Figura 20. Aneloconidios de <i>Scopulariopsis brevicaulis</i> teñidos con azul de lactofenol (40x).....	48
Figura 21. Microcultivo de Ridell.....	49
Figura 22. Cuerpos perforantes de <i>Trichophyton mentagrophytes</i>	50
Figura 23. Cultivos de levaduras en ADS	52
Figura 24. Tinción de Gram de blastoconidios de levaduras (100x)	52
Figura 25. Tinción negativa con tinta china de <i>Cryptococcus neoformans</i> (40x)	53
Figura 26. Formación de pseudohifa de <i>Candida albicans</i> (40x) en suero de equino a 37 °C durante 24 horas.	54
Figura 27. Clamidoconidios de <i>Candida albicans</i> (100x).....	54
Figura 28. Tubos germinales de <i>Candida albicans</i> (100x)	55
Figura 29. Prueba de ureasa de <i>Cryptococcus neoformans</i>	56
Figura 30. Tolerancia a 0.1% de cicloheximida	57
Figura 31. <i>Pichia kudriavzevii</i> (<i>Candida krusei</i>) incubada en caldo Sabouraud a 37 °C por 24 horas.....	58
Figura 32. Asimilación de carbohidratos en caldo rojo de fenol de <i>Candida tropicalis</i>	59
Figura 33. Fermentación de carbohidratos de <i>Candida tropicalis</i> en caldo azul de bromotimol.....	60
Figura 34. Especies del género <i>Candida</i> en CHROMagar <i>Candida</i> ®	63
Figura 35. Cultivos de especies del género <i>Candida</i> en agar BiGGY®	65
Figura 36. <i>Alternaria alternata</i> en ADS desarrollado a 30 °C por 4 días	69
Figura 37. Dictioconidios de <i>Alternaria alternata</i> teñidos con azul de lactofenol.....	70
Figura 38. Estructuras microscópicas de <i>Alternaria</i> spp.	70



Figura 39. <i>Aspergillus flavus</i> en ADS incubado a 30 °C	78
Figura 40. <i>Aspergillus flavus</i> en ADP incubado a 30 °C durante 4 días.	79
Figura 41. <i>Aspergillus flavus</i> en agar Czapek Dox incubado a 30 °C durante 3 días	80
Figura 42. Cabezas conidiales de <i>Aspergillus flavus</i> teñidas con azul de lactofenol (40x).....	81
Figura 43. <i>Aspergillus fumigatus</i> en ADS incubado a 30 °C durante 3 días.....	82
Figura 44. <i>Aspergillus fumigatus</i> en ADP incubado a 30 °C durante 4 días.....	83
Figura 45. <i>Aspergillus fumigatus</i> en agar Czapek Dox incubado a 30 °C durante 5 días	84
Figura 46. Cabezas conidiales de <i>Aspergillus fumigatus</i> teñidas con azul de lactofenol (40x).....	85
Figura 47. <i>Aspergillus glaucus</i> en ADS incubado a 30 °C por cuatro días.....	86
Figura 48. <i>Aspergillus glaucus</i> en ADP incubado a 30 °C durante tres 3 días.....	86
Figura 49. <i>Aspergillus glaucus</i> en agar Czapek Dox incubado a 30 °C durante tres días.....	87
Figura 50. Cabeza conidial y cleistotecios de <i>Aspergillus glaucus</i> teñidos con azul de lactofenol (40x)	87
Figura 51. <i>Aspergillus nidulans</i> en ADP incubado a 30 °C por tres días	88
Figura 52. <i>Aspergillus nidulans</i> en agar Czapek Dox incubado a 30 °C durante tres días.....	89
Figura 53. Cabezas conidiales y células de Hülle de <i>Aspergillus</i> <i>nidulans</i> teñidos con azul de lactofenol (40x)	90
Figura 54. <i>Aspergillus niger</i> en ADS incubado a 30 °C durante cuatro días.....	91
Figura 55. <i>Aspergillus niger</i> en ADP incubado a 30 °C por cuatro días	92
Figura 56. <i>Aspergillus niger</i> en agar Czapek Dox incubado a 30 °C por cuatro días	93



Figura 57. Cabezas conidiales de <i>Aspergillus niger</i> teñidas con azul de lactofenol	94
Figura 58. <i>Aspergillus ochraceus</i> en ADS incubado a 30 °C durante cuatro días	95
Figura 59. <i>Aspergillus ochraceus</i> en agar dextrosa papa incubado a 30 °C por tres días	96
Figura 60. <i>Aspergillus ochraceus</i> en agar Czapek Dox incubado a 30 °C durante tres días	97
Figura 61. Cabezas conidiales de <i>Aspergillus ochraceus</i> teñidas con azul de lactofenol (40x).....	98
Figura 62. <i>Aspergillus terreus</i> en ADP incubado a 30 °C por tres días	99
Figura 63. <i>Aspergillus terreus</i> en agar Czapek Dox incubado a 30 °C durante tres días	100
Figura 64. Cabezas conidiales de <i>Aspergillus terreus</i> teñidas con azul de lactofenol (40x).....	101
Figura 65. Componentes de la cabeza conidial de <i>Aspergillus</i> spp.....	101
Figura 66. <i>Bipolaris</i> spp. en ADS incubado a 30 °C por 48 horas	104
Figura 67. <i>Bipolaris</i> spp. en ADP incubado a 30 °C durante 48 horas	105
Figura 68. Conidio e hifas septadas de <i>Bipolaris</i> spp. teñidos con azul de lactofenol (40x).....	106
Figura 69. Estructuras microscópicas de <i>Bipolaris</i> spp.	106
Figura 70. <i>Cladosporium</i> spp. en ADS incubado a 30 °C por 5 días	109
Figura 71. <i>Cladosporium</i> spp. en ADP incubado a 30 °C por 5 días	109
Figura 72. <i>Cladosporium</i> spp. en agar Czapek Dox incubado a 30 °C por 5 días	110
Figura 73. Conidios de <i>Cladosporium</i> spp. teñidos con azul de lactofenol	110
Figura 74. Estructuras microscópicas de <i>Cladosporium</i> spp.	111
Figura 75. <i>Fusarium</i> spp. en ADS incubado a 30 °C por 4 días	115



Figura 76. <i>Fusarium</i> spp. en ADP incubado a 30°C por 5 días	116
Figura 77. <i>Fusarium graminearum</i> . Macroconidios y microconidios teñidos con azul de lactofenol (40x).	117
Figura 78. Estructuras microscópicas de <i>Fusarium</i> spp.....	117
Figura 79. <i>Geotrichum candidum</i> en ADS incubado a 30°C por 4 días.....	119
Figura 80. <i>Geotrichum candidum</i> en ADP incubado a 30°C por 4 días.....	120
Figura 81. <i>Geotrichum candidum</i> en agar Czapek Dox incubado a 30°C por 4 días	121
Figura 82. Arthroconidios rectangulares con orillas redondeadas de <i>Geotrichum candidum</i> teñidos con azul de lactofenol.....	122
Figura 83. Hifas y arthroconidios de <i>Geotrichum</i> spp.	122
Figura 84. <i>Lichtheimia corymbifera</i> en ADS incubado a 30°C por 5 días.....	125
Figura 85. <i>Lichtheimia corymbifera</i> en ADP incubado a 30°C/5d.....	126
Figura 86. <i>Lichtheimia corymbifera</i> en agar Czapek Dox incubado a 30°C por 5 días.	126
Figura 87. Esporangio piriforme e hifas no septadas de <i>Lichtheimia corymbifera</i> teñidos con azul de lactofenol (40x).....	127
Figura 88. Estructuras microscópicas de <i>Lichtheimia</i> spp.....	127
Figura 89. <i>Microsporium canis</i> en ADS incubado a 30°C por 7 días.....	130
Figura 90. <i>Microsporium canis</i> en DTM (Dermatophyte Test Medium) incubado a 30°C por 10 días	131
Figura 91. <i>Microsporium canis</i> en agar micobiótico incubado a 30°C por 10 días.....	132
Figura 92. Estructuras de <i>Microsporium canis</i> teñidos con azul de lactofenol.....	133
Figura 93. <i>Microsporium canis</i> disgónico en agar micobiótico incubado a 30°C por 14 días	134
Figura 94. Macroconidios deformes y alargados de <i>Microsporium canis</i> disgónico teñidos con azul de lactofenol (40x)	135



Figura 95. <i>Nannizzia gypsea</i> (<i>Microsporium gypseum</i>) en agar dextrosa Sabouraud incubado a 30 °C por 11 días.....	136
Figura 96. <i>Nannizzia gypsea</i> (<i>Microsporium gypseum</i>) en agar micobiótico incubado a 30 °C por 7 días	137
Figura 97. Macroconidios con pared simple, de apariencia rugosa y con seis septos de <i>Nannizzia gypsea</i> (<i>Microsporium gypseum</i>).....	138
Figura 98. <i>Nannizzia nana</i> (<i>Microsporium nanum</i>) en agar dextrosa Sabouraud a 30 °C por 4 días	139
Figura 99. Macroconidios piriformes con un septo de <i>Nannizzia nana</i> (<i>Microsporium nanum</i>) teñidos con azul de lactofenol (40x).....	139
Figura 100. Estructuras microscópicas de <i>Microsporium canis</i>	140
Figura 101. <i>Mucor</i> spp. en ADS incubado a 30 °C por 4 días	142
Figura 102. <i>Mucor</i> spp. en ADP incubado a 30 °C por 4 días	143
Figura 103. <i>Mucor</i> spp. en agar Czapek Dox tiene poco desarrollo, incubación a 30 °C por 4 días	144
Figura 104. Esporangioconidios, esporangios y esporangióforos de <i>Mucor</i> spp. teñidos con azul de lactofenol.....	145
Figura 105. Estructuras microscópicas de <i>Mucor</i> spp.....	146
Figura 106. <i>Penicillium</i> spp. en ADS incubado a 30 °C por 3 días	153
Figura 107. <i>Penicillium chrysogenum</i> (<i>Penicillium notatum</i>) en agar dextrosa papa incubado a 30 °C por 4 días.....	154
Figura 108. <i>Penicillium janczewskii</i> (<i>Penicillium nigricans</i>) en agar dextrosa papa incubado a 30 °C por 3 días.....	155
Figura 109. <i>Penicillium</i> spp. en agar Czapek Dox incubado a 30 °C por 4 días	156
Figura 110. <i>Penicillium chrysogenum</i> (<i>Penicillium notatum</i>) en agar Czapek Dox incubado a 30 °C por 3 días	157
Figura 111. <i>Penicillium janczewskii</i> (<i>Penicillium nigricans</i>) en agar Czapek Dox incubado a 30 °C por 3 días	158
Figura 112. Conidióforo de <i>Penicillium</i> spp. teñido con azul de lactofenol (40x).....	159



Figura 113. Conidios y fiálides de <i>Penicillium chrysogenum</i> (<i>Penicillium notatum</i>) teñidos con azul de lactofenol (40x).....	159
Figura 114. Hifas, conidióforos y conidios esféricos de <i>Penicillium janczewskii</i> (<i>Penicillium nigricans</i>) teñidos con azul de lactofenol (40x).....	160
Figura 115. Estructuras microscópicas de <i>Penicillium</i> spp.....	160
Figura 116. <i>Rhizomucor</i> spp. en ADS incubado a 30 °C por 4 días.....	162
Figura 117. <i>Rhizomucor</i> spp. en ADP incubado a 30 °C por 4 días.....	163
Figura 118. <i>Rhizomucor</i> spp. en agar Czapek Dox incubado a 30 °C por 4 días.....	164
Figura 119. Hifas, esporangio y esporangioconidios redondos de <i>Rhizomucor</i> spp. teñidos con azul de lactofenol (40x).....	165
Figura 120. Estructuras microscópicas de <i>Rhizomucor</i> spp.....	165
Figura 121. <i>Rhizopus</i> spp. en ADS incubado a 30 °C por 24 horas.....	168
Figura 122. <i>Rhizopus</i> spp. en ADP incubado a 30 °C por 3 días.....	168
Figura 123. Hifas no septadas, esporangios redondos y esporangioconidios ovalados de color café de <i>Rhizopus</i> spp. teñidos con azul de lactofenol (40x).	169
Figura 124. Estructuras microscópicas de <i>Rhizopus</i> spp.....	169
Figura 125. <i>Scopulariosis brevicaulis</i> en ADS incubado a 30 °C por 6 días.....	171
Figura 126. <i>Scopulariosis brevicaulis</i> en ADP incubado a 30 °C por 6 días.....	172
Figura 127. <i>Scopulariosis brevicaulis</i> en agar Czapek Dox incubado a 30 °C por 6 días.....	173
Figura 128. Hifas septadas y conidios (aneloconidios) con un extremo redondeado agrupados en cadena de <i>Scopulariosis brevicaulis</i> teñidos con azul de lactofenol (40x).....	174
Figura 129. Estructuras microscópicas de <i>Scopulariopsis</i> spp.....	174
Figura 130. <i>Trichophyton erinacei</i> en agar dextrosa Sabouraud incubado a 30 °C por 11 días.....	176



Figura 131. <i>Trichophyton erinacei</i> en agar micobiótico incubado a 30 °C por 13d.	177
Figura 132. <i>Trichophyton erinacei</i> en DTM (Dermatophyte Test Medium) incubado a 30 °C por 13 días	178
Figura 133. Macroconidios y microconidios de <i>Trichophyton erinacei</i> teñidos con azul de lactofenol (40x)	179
Figura 134. <i>Trichophyton interdigitale</i> (<i>T. mentagrophytes</i> var. <i>interdigitale</i>) en ADS incubado a 30 °C por 11 días	181
Figura 135. <i>Trichophyton interdigitale</i> (<i>T. mentagrophytes</i> var. <i>interdigitale</i>) en agar micobiótico incubado a 30 °C/13d.	182
Figura 136. <i>Trichophyton mentagrophytes</i> (<i>T. mentagrophytes</i> var. <i>mentagrophytes</i>) en ADS incubado a 30 °C por 11 días.	184
Figura 137. <i>Trichophyton mentagrophytes</i> (<i>T. mentagrophytes</i> var. <i>mentagrophytes</i>) en agar micobiótico incubado a 30 °C por 13 días	185
Figura 138. Hifas, macroconidios y microconidios de <i>Trichophyton mentagrophytes</i> teñidos con azul de lactofenol (40x)	186
Figura 139. Estructuras microscópicas de <i>Trichophyton mentagrophytes</i>	187
Figura 140. <i>Trichophyton terrestre</i> en agar micobiótico incubado a 30 °C/15d	188
Figura 141. Microconidios e hifas de <i>Trichophyton terrestre</i> teñidos con azul de lactofenol (40x)	188
Figura 142. <i>Trichophyton verrucosum</i> en agar micobiótico adicionado con tiamina e inositol incubado a 30 °C por 21 días	189
Figura 143. Clamidoconidios, macroconidios y microconidios de <i>Trichophyton verrucosum</i> teñidos con azul de lactofenol (40x)	190
Figura 144. <i>Candida albicans</i> en ADS incubado a 37 °C por 48 horas	197
Figura 145. <i>Candida albicans</i> en CHROMagar <i>Candida</i> ® incubado a 37 °C por 48 horas. Colonias en color verde.....	197
Figura 146. <i>Candida albicans</i> en agar BiGGY® incubado a 37 °C/48h. Colonias en color café oscuro.....	198



Figura 147. Blastoconidios ovalados de <i>Candida albicans</i> teñidos con la tinción de Gram (100x).....	198
Figura 148. <i>Candida albicans</i>	199
Figura 149. <i>Candida glabrata</i> en ADS incubado a 37 °C por 48 horas.....	201
Figura 150. <i>Candida glabrata</i> en CHROMagar Candida® incubado a 37 °C por 48 horas. Colonias de color lila a rosa claro.	201
Figura 151. <i>Candida glabrata</i> en agar BiGGY® incubado a 37 °C por 48 horas. Se observan colonias de color café claro.....	202
Figura 152. Blastoconidios elipsoidales de <i>Candida glabrata</i> teñidos con la tinción de Gram (100x).....	202
Figura 153. <i>Meyerozyma guilliermondii</i> (<i>Candida guilliermondii</i>) en ADS incubado a 37 °C por 48 horas.....	203
Figura 154. <i>Meyerozyma guilliermondii</i> (<i>Candida guilliermondii</i>) en CHROMagar Candida® incubado a 37 °C por 48 horas ...	204
Figura 155. Blastoconidios ovoides de <i>Meyerozyma guilliermondii</i> (<i>Candida guilliermondii</i>) teñidos con la tinción de Gram (100x).....	204
Figura 156. <i>Kluyveromyces marxianus</i> (<i>Candida kefir</i>) en ADS incubado a 37 °C por 48h	206
Figura 157. <i>Kluyveromyces marxianus</i> (<i>Candida kefir</i>) en CHROMagar Candida® incubado a 37 °C por 48 horas.....	206
Figura 158. <i>Kluyveromyces marxianus</i> (<i>Candida kefir</i>) en agar BiGGY® incubado a 37 °C por 48 horas.....	207
Figura 159. Blastoconidios ovoides cortos de <i>Kluyveromyces marxianus</i> (<i>Candida kefir</i>) teñidos con la tinción de Gram (100x).....	207
Figura 160. <i>Pichia kudriavzevii</i> (<i>Candida krusei</i>) en ADS incubado a 37 °C por 48 horas.....	209
Figura 161. <i>Pichia kudriavzevii</i> (<i>Candida krusei</i>) en CHROMagar Candida® incubado a 37 °C por 48 horas	209
Figura 162. <i>Pichia kudriavzevii</i> (<i>Candida krusei</i>) en agar BiGGY® incubado a 37 °C por 48 horas.....	210
Figura 163. Blastoconidios alargados, gruesos y delgados de <i>Pichia kudriavzevii</i> (<i>Candida krusei</i>) teñidos con la tinción de Gram (100x).....	210



Figura 164. Formación de película de <i>Pichia kudriavzevii</i> (<i>Candida krusei</i>) en caldo Sabouraud incubado a 37 °C por 24 horas.....	211
Figura 165. <i>Clavispora lusitaniae</i> (<i>Candida lusitaniae</i>) en ADS incubado a 37 °C por 48 horas.....	212
Figura 166. <i>Clavispora lusitaniae</i> (<i>Candida lusitaniae</i>) en CHROMagar Candida® incubado a 37 °C por 48 horas.....	213
Figura 167. Blastoconidios ovoides y pequeños de <i>Clavispora lusitaniae</i> (<i>Candida lusitaniae</i>) teñidos con la tinción de Gram (100x).....	213
Figura 168. <i>Candida parapsilosis</i> en ADS incubado a 37 °C por 48 horas.....	215
Figura 169. <i>Candida parapsilosis</i> en CHROMagar Candida® incubado a 37 °C por 48 horas.....	215
Figura 170. <i>Candida parapsilosis</i> en agar BiGGY® incubado a 37 °C por 48 horas.....	216
Figura 171. Blastoconidios pequeños ovoides de <i>Candida parapsilosis</i> teñidos con la tinción de Gram (100x).....	216
Figura 172. <i>Candida tropicalis</i> en ADS incubado a 37 °C por 48 horas.....	218
Figura 173. <i>Candida tropicalis</i> en CHROMagar Candida® incubado a 37 °C por 48 horas.....	218
Figura 174. <i>Candida tropicalis</i> en agar BiGGY® incubado a 37 °C por 48 horas.....	219
Figura 175. Blastoconidios de <i>Candida tropicalis</i> teñidos con la tinción de Gram (100x).....	219
Figura 176. Blastoconidios de <i>Candida</i> spp.....	220
Figura 177. <i>Cryptococcus neoformans</i> en ADS incubado a 37 °C por 4 días.....	223
Figura 178. <i>Cryptococcus neoformans</i> en agar Niger incubado a 37 °C por 4 días. Colonias de color café oscuro.....	224
Figura 179. Blastoconidios globosos con gemaciones de base angosta de <i>Cryptococcus neoformans</i> teñidos con la tinción de Gram (100x).....	224
Figura 180. Tinción negativa con tinta china de <i>Cryptococcus neoformans</i> (100x). Se aprecia cápsula como un halo.....	225



Figura 181. Blastosporios capsulados de <i>Cryptococcus neoformans</i>	225
Figura 182. Prueba de ureasa en caldo urea de <i>Cryptococcus neoformans</i>	226
Figura 183. Agar CGB (Canavanina, glicina, azul de bromotimol) incubado a 37°C/4 d.....	226
Figura 184. <i>Malassezia pachydermatis</i> en ADS incubado a 37°C por 5 días.....	230
Figura 185. Morfología típica de zapatos con collarete de <i>Malassezia pachydermatis</i> teñidos con la tinción de Gram (40x).....	230
Figura 186. Blastosporios de <i>Malassezia pachydermatis</i>	231
Figura 187. <i>Rhodotorula</i> spp. en ADS incubado a 37°C por 48 horas.....	233
Figura 188. Blastosporios ovalados de <i>Rhodotorula</i> spp. teñidos con la tinción de Gram (100x).....	234
Figura 189. Blastosporios de <i>Rhodotorula</i> spp.....	234
Figura 190. <i>Trichosporon</i> spp. en ADS incubado a 37°C por 5 días.....	237
Figura 191. a) Blastosporios y pseudohifas y b) Pseudohifa de <i>Trichosporon</i> spp. teñidos con la tinción de Gram (100x).....	238
Figura 192. Estructuras microscópicas de <i>Trichosporon</i> spp.	239
Figura 193. Dimorfismo de <i>Blastomyces dermatitidis</i>	244
Figura 194. Dimorfismo de <i>Coccidioides</i> spp.....	247
Figura 195. Dimorfismo de <i>Histoplasma capsulatum</i>	250



Créditos técnicos avalados por las autoras:

Director editorial técnico de la presente obra hasta el 30 de septiembre de 2024: Dr. Enrique Jesus Delgado Suárez.

Diseño y formación editorial: LDCV Rosalinda Meza Contreras.

Diseño de portada: LSCA Edgar Emmanuel Herrera López.

Retoque de fotografías: MVZ Enrique Basurto Argueta.

Responsable editorial: MVZ Laura Edith Martínez Alvarez.

Webmaster: LCG. Marco Antonio Domínguez Guadarrama.

Micología Veterinaria

Generalidades y descripción
de géneros micóticos



Fecha de aparición: 8 de noviembre de 2024.
Fecha de terminación: 31 de octubre de 2024.

Editada por la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia.
Departamento de Diseño Gráfico y Editorial
de la Secretaría de Vinculación y Proyectos Especiales:
Avenida Universidad 3000, Ciudad Universitaria,
Coyoacán, 04510, México, Ciudad de México.

Formación y composición tipográfica
en tipo Public Sans y Le Monde Courier Std .
Medio electrónico: internet
Tamaño: 30 MB
Formato: PDF