



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA

PRONTUARIO DE MICOLOGÍA VETERINARIA

TESIS

QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE
MÉDICO VETERINARIO ZOOTECNISTA

PRESENTA

HOLDA MÓNICA BELTRÁN IZAZOLA

Asesora:
Dra. Carolina Segundo Zaragoza

Ciudad Universitaria, CDMX

2021



Universidad Nacional
Autónoma de México



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

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

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

DEDICATORIA

A mi papá y mamá, gracias por todo el amor que me han dado. Lo logré porque siempre me han dado lo mejor de ustedes.

Pude hacerlo, porque estás conmigo.

AGRADECIMIENTOS

El presente trabajo fue financiado por el Programa de Apoyo a Proyectos para la Innovación y Mejoramiento de la Enseñanza (PAPIME) PE206819 titulado “Desarrollo de estrategias multimedia para la elaboración, la adecuación y mejora de los recursos didácticos en Micología Veterinaria”.

La sustentante recibió beca otorgada por el Programa de Apoyo a Proyectos para la Innovación y Mejoramiento de la Enseñanza (PAPIME) proyecto PE206819.

AGRADECIMIENTOS

A la Dra. Caro, es la guía y ejemplo que necesitaba en mi vida académica, además de convertirse en una gran amiga.

A Fede, por siempre estar a mi lado con su apoyo y cariño incondicional.

Contenido

Índice de cuadros	VII
Índice de figuras	VIII
Resumen	1
Introducción	2
Objetivo	3
Justificación	3
I. Generalidades	5
1. Los hongos	5
Definición	5
Estructura de los hongos	5
2. Micosis en animales	7
Micosis superficiales o cutáneas	7
Micosis subcutáneas	7
Micosis sistémicas	7
Otras afecciones micóticas	8
Micotoxicosis	8
3. Obtención, conservación y transporte de muestras clínicas para el diagnóstico micológico	9
4. Aislamiento e identificación de hongos filamentosos y levaduriformes a partir de muestras clínicas	11
Examen microscópico directo	11
a) Con hidróxido de potasio (KOH) al 20%	11
b) Con tinción de Gram	12
Aislamiento	13
Medios de cultivo	13
Métodos de siembra	14
Ejemplos de siembra a partir de muestras clínicas	16
Ejemplos de primocultivos	17
Ejemplos de cultivos contaminados	19
Pruebas de identificación de hongos filamentosos	21
a) Características del cultivo	22
b) Tinción con azul de lactofenol	22
c) Estructuras de identificación	23
1. Artroconidios	23
2. Microconidios y macroconidios	24
3. Clamidoconidios	24
4. Esporangioconidios	25
5. Cabeza conidial	25
6. Dictioconidios	26
7. Aneloconidios	27
d) Microcultivo de Ridell o cultivo en lámina	27
e) Otras pruebas de identificación	28
1. Perforación <i>in vitro</i> de pelo	28
2. Producción de ureasa	28
Pruebas de identificación de hongos levaduriformes	29
a) Características del cultivo	30
b) Estructuras de identificación	30
1. Blastoconidios	30
2. Blastoconidios capsulados	31
3. Pseudohifa	31
4. Clamidoconidios	32
5. Tubo germinal	33
c) Características bioquímicas y fisiológicas	33

1. Producción de ureasa _____	33
2. Sensibilidad a 0.1% de cicloheximida _____	34
3. Producción de película en caldo Sabouraud _____	34
4. Tolerancia a pH ácido _____	35
5. Desarrollo a 37°C y otras temperaturas _____	35
6. Asimilación y fermentación de carbohidratos _____	35
7. Sistemas comerciales para la identificación de levaduras _____	36
II. Descripción de géneros micóticos _____	40
Hongos filamentosos _____	40
<i>Alternaria</i> spp. _____	40
<i>Aspergillus</i> spp. _____	43
<i>Bipolaris</i> spp. _____	61
<i>Cladosporium</i> spp. _____	64
<i>Fusarium</i> spp. _____	68
<i>Geotrichum</i> spp. _____	72
<i>Lichtheimia</i> spp. (<i>Absidia</i> spp.) _____	75
<i>Microsporum</i> spp. _____	79
<i>Mucor</i> spp. _____	87
<i>Penicillium</i> spp. _____	91
<i>Rhizomucor</i> spp. _____	100
<i>Rhizopus</i> spp. _____	104
<i>Scopulariopsis</i> spp. _____	108
<i>Trichophyton</i> spp. _____	112
Hongos levaduriformes _____	122
<i>Candida</i> spp. _____	122
<i>Cryptococcus</i> spp. _____	144
<i>Malassezia</i> spp. _____	149
<i>Rhodotorula</i> spp. _____	152
<i>Trichosporon</i> spp. _____	155
Hongos dimórficos _____	158
<i>Blastomyces</i> spp. _____	158
<i>Coccidioides</i> spp. _____	161
<i>Histoplasma</i> spp. _____	163
Conclusiones _____	166
Fuentes consultadas _____	167

Índice de cuadros

Cuadro 1. Obtención, conservación y transporte de muestras clínicas para diagnóstico micológico. _____	9
Cuadro 2. Principales medios de cultivo utilizados para el primoaislamiento de hongos filamentosos y levaduriformes. _____	13
Cuadro 3. Desarrollo de especies del género <i>Candida</i> y otras levaduras en CHROMagar <i>Candida</i> ®. _____	37
Cuadro 4. Desarrollo de especies del género <i>Candida</i> y otras levaduras en agar BiGGY®. _____	39
Cuadro 5. Aislamientos de <i>Alternaria</i> spp. en animales clínicamente sanos. _____	41
Cuadro 6. Manifestaciones clínicas de especies de <i>Aspergillus</i> en animales domésticos y silvestres. _____	44
Cuadro 7. Principales micotoxinas producidas por algunas especies del género <i>Aspergillus</i> . _____	45
Cuadro 8. Manifestaciones clínicas de <i>Bipolaris</i> spp. en animales domésticos y silvestres. _____	61
Cuadro 9. Manifestaciones clínicas de <i>Cladosporium</i> spp. en animales domésticos y silvestres. _____	64
Cuadro 10. Manifestaciones clínicas de <i>Fusarium</i> spp. en animales domésticos y silvestres. _____	68
Cuadro 11. Manifestaciones clínicas de <i>Geotrichum</i> spp. en animales domésticos. _____	72
Cuadro 12. Manifestaciones clínicas de <i>Lichtheimia</i> spp. en animales domésticos. _____	75
Cuadro 13. Manifestaciones clínicas de <i>Mucor</i> spp. en animales domésticos y silvestres. _____	87
Cuadro 14. Principales micotoxinas producidas por <i>Penicillium</i> spp. y su efecto biológico. _____	91
Cuadro 15. Manifestaciones clínicas de <i>Penicillium</i> spp. en animales domésticos y silvestres. _____	93
Cuadro 16. Manifestaciones clínicas de <i>Rhizomucor</i> spp. en animales domésticos y silvestres. _____	100
Cuadro 17. Manifestaciones clínicas de <i>Rhizopus</i> spp. en animales domésticos y silvestres. _____	104
Cuadro 18. Manifestaciones clínicas de <i>Scopulariopsis</i> spp. en animales domésticos. _____	108
Cuadro 19. Manifestaciones clínicas de especies del género <i>Candida</i> en animales domésticos. _____	123
Cuadro 20. Manifestaciones clínicas de <i>Cryptococcus</i> spp. en animales domésticos y silvestres. _____	144
Cuadro 21. Especies de <i>Malassezia</i> asociadas a diversas especies animales. _____	149
Cuadro 22. Manifestaciones clínicas de <i>Malassezia</i> spp. en animales domésticos y silvestres. _____	150
Cuadro 23. Manifestaciones clínicas de <i>Rhodotorula</i> spp. en animales domésticos y silvestres. _____	152
Cuadro 24. Manifestaciones clínicas de <i>Trichosporon</i> spp. en animales domésticos y silvestres. _____	155
Cuadro 25. Manifestaciones clínicas de <i>Blastomyces</i> spp. en animales doméstico y silvestres. _____	158
Cuadro 26. Manifestaciones clínicas de <i>Coccidioides</i> spp. en animales domésticos y silvestres. _____	161
Cuadro 27. Manifestaciones clínicas de <i>Histoplasma</i> spp. en animales domésticos y silvestres. _____	163

Índice de figuras

Figura 1. Examen directo con KOH al 20%.	11
Figura 2. Examen directo con tinción de Gram.	12
Figura 3. Método de siembra por punto aislado utilizando un asa en "L" con 7 a 10 puntos.	15
Figura 4. Método de siembra por estría continua utilizando un asa microbiológica.	15
Figura 5. Siembra a partir de muestra de pelo de perro en medio DTM (Dermatophyte Test Medium) incubado a 30°C durante 4 días.	16
Figura 6. Siembra por estría continua de una muestra de leche de vaca en agar dextrosa Sabouraud incubado a 37°C durante 48 horas.	16
Figura 7. Siembra por estría continua de hisopado ótico de un perro en agar dextrosa Sabouraud incubado a 37°C durante 48 a 72 horas.	16
Figura 8. Primocultivo de una muestra de pelo de perro en agar dextrosa Sabouraud incubado a 30°C durante 72 horas.	17
Figura 9. Primocultivo de una muestra de pelos de perro en agar dextrosa Sabouraud incubado a 30°C durante 72 horas.	17
Figura 10. Primocultivo de <i>Microsporum canis</i> disgnónico en agar micobiótico a partir de una muestra de pelos de perro incubado a 30°C durante 5 días.	18
Figura 11. Primocultivo de <i>Trichophyton verrucosum</i> en agar micobiótico a partir de una muestra de pelos incubado a 30°C durante 15 días.	18
Figura 12. Siembra de muestra de pelos de perro en agar micobiótico.	19
Figura 13. Cultivo de <i>Lichtheimia corymbifera</i> (<i>Absidia corymbifera</i>) en agar dextrosa papa incubado a 30°C durante 4 días.	19
Figura 14. Cultivo de <i>Fusarium</i> spp. en agar dextrosa Sabouraud incubado a 30°C durante 4 días.	20
Figura 15. Cultivo de <i>Rhizomucor</i> spp. en agar dextrosa papa incubado a 30°C durante 4 días.	20
Figura 16. Cultivos en agar dextrosa Sabouraud de hongos filamentosos de importancia en Medicina Veterinaria.	22
Figura 17. Tinción de azul de lactofenol de hongos filamentosos de importancia en Medicina Veterinaria.	23
Figura 18. Arthroconidios de <i>Geotrichum candidum</i> teñidos con azul de lactofenol.	23
Figura 19. Microconidios de <i>Trichophyton mentagrophytes</i> y macroconidio de <i>Microsporum canis</i> teñidos con azul de lactofenol.	24
Figura 20. Cadena de clamidoconidios intercalares de <i>Trichophyton verrucosum</i> teñidos con azul de lactofenol.	25
Figura 21. Esporangioconidios de <i>Mucor</i> spp. teñidos con azul de lactofenol.	25
Figura 22. Componentes de la cabeza conidial de <i>Aspergillus</i> spp.	26
Figura 23. Dictioconidios de <i>Alternaria alternata</i> teñidos con azul de lactofenol.	26
Figura 24. Aneloconidios de <i>Scopulariopsis brevicaulis</i> teñidos con azul de lactofenol.	27
Figura 25. Microcultivo de Ridell.	27
Figura 26. Cuerpos perforantes de <i>Trichophyton mentagrophytes</i> producidos en pelo de caballo y teñidos con azul de lactofenol.	28
Figura 27. Cultivos en agar dextrosa Sabouraud de levaduras de importancia en Medicina Veterinaria.	30
Figura 28. Tinción de Gram de blastoconidios de levaduras de importancia en Medicina Veterinaria.	31
Figura 29. Tinción negativa con tinta china de <i>Cryptococcus neoformans</i> .	31
Figura 30. Formación de pseudohifa de <i>Candida albicans</i> en suero de equino a 37°C durante 24 horas.	32
Figura 31. Clamidoconidios de <i>Candida albicans</i> .	32
Figura 32. Tubos germinales de <i>Candida albicans</i> .	33
Figura 33. Prueba de ureasa de <i>Cryptococcus neoformans</i> .	34
Figura 34. Formación de película de <i>Pichia kudriavzevii</i> (<i>Candida krusei</i>).	34
Figura 35. Asimilación de carbohidratos de <i>Candida tropicalis</i> en caldo rojo de fenol.	36
Figura 36. Fermentación de carbohidratos de <i>Candida tropicalis</i> en caldo azul de bromotimol.	36
Figura 37. Cultivos de especies del género <i>Candida</i> en CHROMagar <i>Candida</i> ®.	38
Figura 38. Cultivos de especies del género <i>Candida</i> en agar BiGGY®.	39
Figura 39. Cultivo de <i>Alternaria alternata</i> en agar dextrosa Sabouraud desarrollado a 30°C durante 4 días.	42
Figura 40. Dictioconidios de <i>Alternaria alternata</i> teñidos con azul de lactofenol.	42
Figura 41. Estructuras microscópicas de <i>Alternaria</i> spp.	42
Figura 42. Cultivo de <i>Aspergillus flavus</i> en agar dextrosa Sabouraud incubado a 30°C.	47
Figura 43. Cultivo de <i>Aspergillus flavus</i> en agar dextrosa papa incubado a 30°C durante 4 días.	47
Figura 44. Cultivo de <i>Aspergillus flavus</i> en agar Czapek Dox incubado a 30°C durante 3 días.	48

Figura 45. Cabezas conidiales de <i>Aspergillus flavus</i> teñidas con azul de lactofenol.	48
Figura 46. Cultivo de <i>Aspergillus fumigatus</i> en agar dextrosa Sabouraud incubado a 30°C durante 3 días.	49
Figura 47. Cultivo de <i>Aspergillus fumigatus</i> en agar dextrosa papa incubado a 30°C durante 4 días.	49
Figura 48. Cultivo de <i>Aspergillus fumigatus</i> en agar Czapek Dox incubado a 30°C durante 5 días.	50
Figura 49. Cabezas conidiales de <i>Aspergillus fumigatus</i> teñidas con azul de lactofenol.	50
Figura 50. Cultivo de <i>Aspergillus glaucus</i> en agar dextrosa Sabouraud incubado a 30°C durante 4 días.	51
Figura 51. Cultivo de <i>Aspergillus glaucus</i> en agar dextrosa papa incubado a 30°C durante 3 días.	51
Figura 52. Cultivo de <i>Aspergillus glaucus</i> en agar Czapek Dox incubado a 30°C durante 3 días.	52
Figura 53. Cabeza conidial y cleistotecios de <i>Aspergillus glaucus</i> teñidos con azul de lactofenol.	52
Figura 54. Cultivo de <i>Aspergillus nidulans</i> en agar dextrosa papa incubado a 30°C durante 3 días.	53
Figura 55. Cultivo de <i>Aspergillus nidulans</i> en agar Czapek Dox incubado a 30°C durante 3 días.	53
Figura 56. Cabezas conidiales y células de Hülle de <i>Aspergillus nidulans</i> teñidos con azul de lactofenol.	54
Figura 57. Cultivo de <i>Aspergillus niger</i> en agar dextrosa Sabouraud incubado a 30°C durante 4 días.	55
Figura 58. Cultivo de <i>Aspergillus niger</i> en agar dextrosa papa incubado a 30°C durante 4 días.	55
Figura 59. Cultivo de <i>Aspergillus niger</i> en agar Czapek Dox incubado a 30°C durante 4 días.	56
Figura 60. Cabezas conidiales de <i>Aspergillus niger</i> teñidas con azul de lactofenol.	56
Figura 61. Cultivo de <i>Aspergillus ochraceus</i> en agar dextrosa Sabouraud incubado a 30°C durante 4 días.	57
Figura 62. Cultivo de <i>Aspergillus ochraceus</i> en agar dextrosa papa incubado a 30°C durante 3 días.	57
Figura 63. Cultivo de <i>Aspergillus ochraceus</i> en agar Czapek Dox incubado a 30°C durante 3 días.	58
Figura 64. Cabezas conidiales de <i>Aspergillus ochraceus</i> teñidas con azul de lactofenol.	58
Figura 65. Cultivo de <i>Aspergillus terreus</i> en agar dextrosa papa incubado a 30°C durante 3 días.	59
Figura 66. Cultivo de <i>Aspergillus terreus</i> en agar Czapek Dox incubado a 30°C durante 3 días.	59
Figura 67. Cabezas conidiales de <i>Aspergillus terreus</i> teñidas con azul de lactofenol.	60
Figura 68. Componentes de la cabeza conidial de <i>Aspergillus</i> spp.	60
Figura 69. Cultivo de <i>Bipolaris</i> spp. en agar dextrosa Sabouraud incubado a 30°C durante 48 horas.	62
Figura 70. Cultivo de <i>Bipolaris</i> spp. en agar dextrosa papa incubado a 30°C durante 48 horas.	62
Figura 71. Conidio e hifas septadas de <i>Bipolaris</i> spp. teñidos con azul de lactofenol.	63
Figura 72. Estructuras microscópicas de <i>Bipolaris</i> spp.	63
Figura 73. Cultivo de <i>Cladosporium</i> spp. en agar dextrosa Sabouraud incubado a 30°C durante 5 días.	65
Figura 74. Cultivo de <i>Cladosporium</i> spp. en agar dextrosa papa incubado a 30°C durante 5 días.	66
Figura 75. Cultivo de <i>Cladosporium</i> spp. en agar Czapek Dox incubado a 30°C durante 5 días.	66
Figura 76. Conidios de <i>Cladosporium</i> spp. teñidos con azul de lactofenol, de forma ovalada y paredes lisas agrupados en cadenas ramificadas.	67
Figura 77. Estructuras microscópicas de <i>Cladosporium</i> spp.	67
Figura 78. Cultivo de <i>Fusarium</i> spp. en agar dextrosa Sabouraud incubado a 30°C durante 4 días.	69
Figura 79. Cultivo de <i>Fusarium</i> spp. en agar dextrosa papa incubado a 30°C durante 5 días.	70
Figura 80. Macroconidios y microconidios de <i>Fusarium graminearum</i> teñidos con azul de lactofenol.	70
Figura 81. Estructuras microscópicas de <i>Fusarium</i> spp.	71
Figura 82. Cultivo de <i>Geotrichum candidum</i> en agar dextrosa Sabouraud incubado a 30°C durante 4 días.	73
Figura 83. Cultivo de <i>Geotrichum candidum</i> en agar dextrosa papa incubado a 30°C durante 4 días.	73
Figura 84. Cultivo de <i>Geotrichum candidum</i> en agar Czapek Dox incubado a 30°C durante 4 días.	73
Figura 85. Arthroconidios rectangulares con orillas redondeadas de <i>Geotrichum candidum</i> teñidos con azul de lactofenol.	74
Figura 86. Hifas y arthroconidios de <i>Geotrichum</i> spp.	74
Figura 87. Cultivo de <i>Lichtheimia corymbifera</i> en agar dextrosa Sabouraud incubado a 30°C durante 5 días.	76
Figura 88. Cultivo de <i>Lichtheimia corymbifera</i> en agar dextrosa papa incubado a 30°C durante 5 días.	77
Figura 89. Cultivo de <i>Lichtheimia corymbifera</i> en agar Czapek Dox incubado a 30°C durante 5 días.	77
Figura 90. Esporangio piriforme e hifas no septadas de <i>Lichtheimia corymbifera</i> teñidos con azul de lactofenol.	78
Figura 91. Estructuras microscópicas de <i>Lichtheimia</i> spp.	78
Figura 92. Cultivo de <i>Microsporium canis</i> en agar dextrosa Sabouraud incubado a 30°C durante 7 días.	80
Figura 93. Cultivo de <i>Microsporium canis</i> en DTM (Dermatophyte Test Medium) incubado a 30°C durante 10 días.	81
Figura 94. Cultivo de <i>Microsporium canis</i> en agar micobiótico incubado a 30°C durante 10 días.	81
Figura 95. Estructuras de <i>Microsporium canis</i> teñidos con azul de lactofenol.	82
Figura 96. Cultivo de <i>Microsporium canis</i> disgónico en agar micobiótico incubado a 30°C durante 14 días.	82
Figura 97. Macroconidios deformes y alargados de <i>Microsporium canis</i> disgónico teñidos con azul de lactofenol.	83
Figura 98. Cultivo de <i>Nannizzia gypsea</i> (<i>Microsporium gypseum</i>) en agar dextrosa Sabouraud incubado a 30°C durante 11 días.	84

Figura 99. Cultivo de <i>Nannizzia gypsea</i> (<i>Microsporium gypseum</i>) en agar micobiótico incubado a 30°C durante 7 días.	84
Figura 100. Macroconidios con pared simple, de apariencia rugosa y con seis septos de <i>Nannizzia gypsea</i> (<i>Microsporium gypseum</i>) teñidos con azul de lactofenol.	85
Figura 101. Cultivo de <i>Nannizzia nana</i> (<i>Microsporium nanum</i>) en agar dextrosa Sabouraud durante 4 días a 30°C.	85
Figura 102. Macroconidios piriformes con un septo de <i>Nannizzia nana</i> (<i>Microsporium nanum</i>) teñidos con azul de lactofenol.	86
Figura 103. Estructuras microscópicas de <i>Microsporium canis</i> .	86
Figura 104. Cultivo de <i>Mucor</i> spp. en agar dextrosa Sabouraud incubado a 30°C durante 4 días.	88
Figura 105. Cultivo de <i>Mucor</i> spp. en agar dextrosa papa incubado a 30°C durante 4 días.	89
Figura 106. Cultivo de <i>Mucor</i> spp. en agar Czapek Dox incubado a 30°C durante 4 días.	89
Figura 107. Esporangioconidios, esporangios y esporangióforos de <i>Mucor</i> spp. teñidos con azul de lactofenol.	90
Figura 108. Estructuras microscópicas de <i>Mucor</i> spp.	90
Figura 109. Cultivo de <i>Penicillium</i> spp. en agar dextrosa Sabouraud incubado a 30°C durante 3 días.	94
Figura 110. Conidióforo de <i>Penicillium</i> spp. teñido con azul de lactofenol.	95
Figura 111. Cultivo de <i>Penicillium</i> spp. en agar Czapek Dox incubado a 30°C durante 4 días.	95
Figura 112. Cultivo de <i>Penicillium chrysogenum</i> (<i>Penicillium notatum</i>) en agar dextrosa papa incubado a 30°C durante 4 días.	96
Figura 113. Cultivo de <i>Penicillium chrysogenum</i> (<i>Penicillium notatum</i>) en agar Czapek Dox incubado a 30°C durante 3 días.	96
Figura 114. Conidios y fiálides de <i>Penicillium chrysogenum</i> (<i>Penicillium notatum</i>) teñidos con azul de lactofenol.	97
Figura 115. Cultivo de <i>Penicillium janczewskii</i> (<i>Penicillium nigricans</i>) en agar dextrosa papa incubado a 30°C durante 3 días.	97
Figura 116. Cultivo de <i>Penicillium janczewskii</i> (<i>Penicillium nigricans</i>) en agar Czapek Dox incubado a 30°C durante 3 días.	98
Figura 117. Hifas, conidióforos y conidios esféricos de <i>Penicillium janczewskii</i> (<i>Penicillium nigricans</i>) teñidos con azul de lactofenol.	98
Figura 118. Estructuras microscópicas de <i>Penicillium</i> spp.	99
Figura 119. Cultivo de <i>Rhizomucor</i> spp. en agar dextrosa Sabouraud incubado a 30°C durante 4 días.	101
Figura 120. Cultivo de <i>Rhizomucor</i> spp. en agar dextrosa papa incubado a 30°C durante 4 días.	101
Figura 121. Cultivo de <i>Rhizomucor</i> spp. en agar Czapek Dox incubado a 30°C durante 4 días.	102
Figura 122. Hifas, esporangio y esporangioconidios redondos de <i>Rhizomucor</i> spp. teñidos con azul de lactofenol.	102
Figura 123. Estructuras microscópicas de <i>Rhizomucor</i> spp.	103
Figura 124. Cultivo de <i>Rhizopus</i> spp. en agar dextrosa Sabouraud incubado a 30°C durante 24 horas.	105
Figura 125. Cultivo de <i>Rhizopus</i> spp. en agar dextrosa papa incubado a 30°C durante 3 días.	106
Figura 126. Hifas no septadas, esporangios redondos y esporangioconidios ovalados de color café de <i>Rhizopus</i> spp. teñidos con azul de lactofenol.	106
Figura 127. Estructuras microscópicas de <i>Rhizopus</i> spp.	107
Figura 128. Cultivo de <i>Scopulariosis brevicaulis</i> en agar dextrosa Sabouraud incubado a 30°C durante 6 días.	109
Figura 129. Cultivo de <i>Scopulariosis brevicaulis</i> en agar dextrosa papa incubado a 30°C durante 6 días.	109
Figura 130. Cultivo de <i>Scopulariosis brevicaulis</i> en agar Czapek Dox incubado a 30°C durante 6 días.	110
Figura 131. Hifas septadas y conidios (aneloconidios) con un extremo redondeado agrupados en cadena de <i>Scopulariosis brevicaulis</i> teñidos con azul de lactofenol.	110
Figura 132. Estructuras microscópicas de <i>Scopulariopsis</i> spp.	111
Figura 133. Cultivo de <i>Trichophyton erinacei</i> en agar dextrosa Sabouraud incubado a 30°C durante 11 días.	113
Figura 134. Cultivo de <i>Trichophyton erinacei</i> en agar micobiótico incubado a 30°C durante 13 días.	113
Figura 135. Cultivo de <i>Trichophyton erinacei</i> en DTM (Dermatophyte Test Medium) incubado a 30°C durante 13 días.	114
Figura 136. Macroconidios y microconidios de <i>Trichophyton erinacei</i> teñidos con azul de lactofenol.	114
Figura 137. Cultivo de <i>Trichophyton interdigitale</i> (<i>T. mentagrophytes</i> var. <i>interdigitale</i>) en agar dextrosa Sabouraud incubado a 30°C durante 11 días.	115
Figura 138. Cultivo de <i>Trichophyton interdigitale</i> (<i>T. mentagrophytes</i> var. <i>interdigitale</i>) en agar micobiótico incubado a 30°C durante 13 días.	116
Figura 139. Cultivo de <i>Trichophyton mentagrophytes</i> (<i>T. mentagrophytes</i> var. <i>mentagrophytes</i>) en agar dextrosa Sabouraud incubado a 30°C durante 11 días.	117

Figura 140. Cultivo de <i>Trichophyton mentagrophytes</i> (<i>T. mentagrophytes</i> var. <i>mentagrophytes</i>) en agar micobiótico incubado a 30°C durante 13 días.	117
Figura 141. Hifas, macroconidios y microconidios de <i>Trichophyton mentagrophytes</i> teñidos con azul de lactofenol.	118
Figura 142. Cultivo de <i>Trichophyton terrestre</i> en agar micobiótico incubado a 30°C durante 15 días.	118
Figura 143. Microconidios e hifas de <i>Trichophyton terrestre</i> teñidos con azul de lactofenol.	119
Figura 144. Cultivo de <i>Trichophyton verrucosum</i> en agar micobiótico adicionado con tiamina e inositol incubado a 30°C durante 21 días.	120
Figura 145. Clamidoconidios, macroconidios y microconidios de <i>Trichophyton verrucosum</i> teñidos con azul de lactofenol.	120
Figura 146. Estructuras microscópicas de <i>Trichophyton mentagrophytes</i> .	121
Figura 147. Cultivo de <i>Candida albicans</i> en agar dextrosa Sabouraud incubado a 37°C durante 48 horas.	125
Figura 148. Cultivo de <i>Candida albicans</i> en CHROMagar Candida® incubado a 37°C durante 48 horas.	125
Figura 149. Cultivo de <i>Candida albicans</i> en agar BiGGY® incubado a 37°C durante 48 horas.	126
Figura 150. Blastoconidios ovalados de <i>Candida albicans</i> teñidos con Gram.	126
Figura 151. Pseudohifas, clamidoconidios y tubos germinales de <i>Candida albicans</i> .	126
Figura 152. Cultivo de <i>Candida glabrata</i> en agar dextrosa Sabouraud incubado a 37°C durante 48 horas.	127
Figura 153. Cultivo de <i>Candida glabrata</i> en CHROMagar Candida® incubado a 37°C durante 48 horas.	128
Figura 154. Cultivo de <i>Candida glabrata</i> en agar BiGGY® incubado a 37°C durante 48 horas.	128
Figura 155. Blastoconidios elipsoidales de <i>Candida glabrata</i> teñidos con Gram.	129
Figura 156. Cultivo de <i>Meyerozyma guilliermondii</i> (<i>Candida guilliermondii</i>) en agar dextrosa Sabouraud incubado a 37°C durante 48 horas.	130
Figura 157. Cultivo de <i>Meyerozyma guilliermondii</i> (<i>Candida guilliermondii</i>) en CHROMagar Candida® incubado a 37°C durante 48 horas.	130
Figura 158. Blastoconidios ovoides de <i>Meyerozyma guilliermondii</i> (<i>Candida guilliermondii</i>) teñidos con Gram.	131
Figura 159. Cultivo de <i>Kluyveromyces marxianus</i> (<i>Candida kefyri</i>) en agar dextrosa Sabouraud incubado a 37°C durante 48 horas.	132
Figura 160. Cultivo de <i>Kluyveromyces marxianus</i> (<i>Candida kefyri</i>) en CHROMagar Candida® incubado a 37°C durante 48 horas.	132
Figura 161. Cultivo de <i>Kluyveromyces marxianus</i> (<i>Candida kefyri</i>) en agar BiGGY® incubado a 37°C durante 48 horas.	133
Figura 162. Blastoconidios ovoides cortos de <i>Kluyveromyces marxianus</i> (<i>Candida kefyri</i>) teñidos con Gram.	133
Figura 163. Cultivo de <i>Pichia kudriavzevii</i> (<i>Candida krusei</i>) en agar dextrosa Sabouraud incubado a 37°C durante 48 horas.	134
Figura 164. Cultivo de <i>Pichia kudriavzevii</i> (<i>Candida krusei</i>) en CHROMagar Candida® incubado a 37°C durante 48 horas.	135
Figura 165. Cultivo de <i>Pichia kudriavzevii</i> (<i>Candida krusei</i>) en agar BiGGY® incubado a 37°C durante 48 horas.	135
Figura 166. Blastoconidios alargados, gruesos y delgados de <i>Pichia kudriavzevii</i> (<i>Candida krusei</i>) teñidos con Gram.	136
Figura 167. Formación de película de <i>Pichia kudriavzevii</i> (<i>Candida krusei</i>) en caldo Sabouraud incubado a 37°C durante 24 horas.	136
Figura 168. Cultivo de <i>Clavispora lusitanae</i> (<i>Candida lusitanae</i>) en agar dextrosa Sabouraud incubado a 37°C durante 48 horas.	137
Figura 169. Cultivo de <i>Clavispora lusitanae</i> (<i>Candida lusitanae</i>) en CHROMagar Candida® incubado a 37°C durante 48 horas.	138
Figura 170. Blastoconidios ovoides y pequeños de <i>Clavispora lusitanae</i> (<i>Candida lusitanae</i>) teñidos con Gram.	138
Figura 171. Cultivo de <i>Candida parapsilosis</i> en agar dextrosa Sabouraud incubado a 37°C durante 48 horas.	139
Figura 172. Cultivo de <i>Candida parapsilosis</i> en CHROMagar Candida® incubado a 37°C durante 48 horas.	140
Figura 173. Cultivo de <i>Candida parapsilosis</i> en agar BiGGY® incubado a 37°C durante 48 horas.	140
Figura 174. Blastoconidios pequeños ovoides de <i>Candida parapsilosis</i> teñidos con Gram.	141
Figura 175. Cultivo de <i>Candida tropicalis</i> en agar dextrosa Sabouraud incubado a 37°C durante 48 horas.	142
Figura 176. Cultivo de <i>Candida tropicalis</i> en CHROMagar Candida® incubado a 37°C durante 48 horas.	142
Figura 177. Cultivo de <i>Candida tropicalis</i> en agar BiGGY® incubado a 37°C durante 48 horas.	143
Figura 178. Blastoconidios de <i>Candida tropicalis</i> teñidos con Gram.	143
Figura 179. Blastoconidios de <i>Candida</i> spp.	143
Figura 180. Cultivo de <i>Cryptococcus neoformans</i> en agar dextrosa Sabouraud incubado a 37°C durante 4 días.	146
Figura 181. Cultivo de <i>Cryptococcus neoformans</i> en agar Niger incubado a 37°C durante 4 días.	146

Figura 182. Prueba de ureasa en caldo urea de <i>Cryptococcus neoformans</i> .	147
Figura 183. Agar CGB (Canavanina, glicina, azul de bromotimol) incubado a 37°C durante 4 días.	147
Figura 184. Blastoconidios globosos con gemaciones de base angosta de <i>Cryptococcus neoformans</i> teñidos con Gram.	147
Figura 185. Tinción negativa con tinta china de <i>Cryptococcus neoformans</i> .	148
Figura 186. Blastoconidios capsulados de <i>Cryptococcus neoformans</i> .	148
Figura 187. Cultivo de <i>Malassezia pachydermatis</i> en agar dextrosa Sabouraud incubado a 37°C durante 5 días.	151
Figura 188. Morfología típica de zapatos con collarete de <i>Malassezia pachydermatis</i> teñidos con Gram.	151
Figura 189. Blastoconidios de <i>Malassezia pachydermatis</i> .	151
Figura 190. Cultivo de <i>Rhodotorula</i> spp. en agar dextrosa Sabouraud incubado a 37°C durante 48 horas.	153
Figura 191. Blastoconidios ovalados de <i>Rhodotorula</i> spp. teñidos con Gram.	154
Figura 192. Blastoconidios de <i>Rhodotorula</i> spp.	154
Figura 193. Cultivo en agar dextrosa Sabouraud de <i>Trichosporon</i> spp. incubado a 37°C durante 5 días.	156
Figura 194. Blastoconidios y pseudohifas de <i>Trichosporon</i> spp. teñidos con Gram.	157
Figura 195. Estructuras microscópicas de <i>Trichosporon</i> spp.	157
Figura 196. Dimorfismo de <i>Blastomyces dermatitidis</i> .	160
Figura 197. Dimorfismo de <i>Coccidioides</i> spp.	162
Figura 198. Dimorfismo de <i>Histoplasma capsulatum</i> .	165

Resumen

BELTRÁN IZAZOLA HOLDA MÓNICA. "Prontuario de Micología Veterinaria", bajo la dirección de la Dra. Carolina Segundo Zaragoza.

Los hongos filamentosos y levaduriformes que ocasionan enfermedad en los animales requieren de una serie de metodologías para su identificación. En el caso de los hongos filamentosos se identifican principalmente por su morfología, mientras que los levaduriformes, además requieren de la evaluación de sus características bioquímicas y fisiológicas. El presente prontuario tiene como objetivo proporcionar a los estudiantes de Medicina Veterinaria, información de las principales afecciones en los animales producidas por los hongos, así como la descripción de las características requeridas para su identificación en el laboratorio. El prontuario consta de dos partes: Parte I: Generalidades: que incluye conceptos básicos de los hongos, micosis frecuentes en los animales domésticos, obtención, conservación y transporte de muestras clínicas, métodos de aislamiento e identificación de hongos filamentosos y levaduriformes. Parte II: Descripción macroscópica y microscópica de los principales hongos de interés veterinario: hábitat, relevancia clínica, especies micóticas involucradas, 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*. Es un material didáctico útil para los estudiantes y profesionales de la carrera de MVZ que brinda un amplio panorama de la Micología Veterinaria.

Introducción

Los hongos son organismos eucariontes macroscópicos y microscópicos, ampliamente distribuidos en la naturaleza y con diversas funciones biológicas. En general, los hongos microscópicos que pueden ocasionar daño a los animales son filamentosos (pluricelulares) o levaduriformes (unicelulares). Los agentes micóticos pueden ocasionar micosis o micotoxicosis, tanto a animales de compañía como a los destinados a producción. En el caso de los animales de compañía pueden ser una fuente de contagio para otros animales y el humano debido al carácter zoonótico de algunos de los hongos. Por lo que se refiere a los animales de producción, hay que considerar además del impacto en su salud, el impacto económico debido a la disminución 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 los animales, es necesario contar con una buena muestra clínica, colectada a partir de animales que presenten signos o de las lesiones observadas. Es esencial la toma de la muestra, así 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 además de requerir de una muestra clínica adecuada, se basa en el aislamiento e identificación del agente causal. Los métodos utilizados para la identificación de los hongos incluyen sus características morfológicas y bioquímicas. El primer paso en la identificación consta de una observación directa microscópica de la muestra clínica, seguida del cultivo en los medios utilizados para el primoaislamiento de los hongos. La determinación del género y especie del hongo involucrado, en los filamentosos se basa en sus características morfológicas, mientras que en las levaduras adicionalmente se consideran las características bioquímicas.

Por otro lado, la información en Micología Veterinaria es escasa, situación que contrasta con la Micología Médica. Por esta razón, es necesario generar material didáctico de consulta para el estudiante de MVZ y cualquier profesional del

área de salud con interés en conocer aspectos generales de los hongos y su relación con los animales.

El presente prontuario incluye información actual y relevante de los principales hongos que afectan a los animales de compañía y a los animales destinados a la producción. Además, este material didáctico contiene una serie de fotografías representativas de los temas abordados en cada una de las dos secciones que lo componen.

Objetivo

Desarrollar un prontuario de los hongos más relevantes en Medicina Veterinaria mediante la descripción de sus aspectos generales apoyado con imágenes para contar con material didáctico útil en el proceso de enseñanza-aprendizaje de la Micología Veterinaria.

Justificación

La mayor parte de información en micología describe a los hongos que causan daño en los humanos, siendo escaso el material de apoyo para hongos de interés veterinario. Este material está destinado a los alumnos y profesores de la carrera de MVZ para apoyar el proceso de enseñanza-aprendizaje de las diversas asignaturas que contemplan en su programa algún tema de índole micótico. Además de que podrá ser utilizado y consultado por los MVZ ya egresados de la UNAM y otras universidades, que de alguna forma gusten del trabajo de la identificación micológica y tengan un material de referencia que los apoye.

Notas:

- Todas las fotos y dibujos utilizados en este trabajo forman parte del proyecto PAPIIME PE206019.
- En la segunda parte (descripción de géneros micóticos), con relación a las especies animales afectadas, se mencionan las presentaciones comunes y poco comunes de hongos que se han aislado a partir de muestras clínicas o que se han encontrado como hallazgos a la necropsia reportadas en libros y artículos científicos.
- Las fotos utilizadas para la descripción de hongos filamentosos fueron tomadas en agar dextrosa Sabouraud (primoaislamiento) y es en donde se basan la mayoría de las descripciones. Se incluyen también fotos en medios de esporulación como los agares dextrosa papa y Czapek Dox, en los cuales el desarrollo de estos hongos es más lento, facilitando su identificación final.
- Los dibujos de estructuras micóticas fueron realizados por Holda Beltrán Izazola.

I. Generalidades

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 un 80 a 90% de polisacáridos y el resto son proteínas y lípidos¹. Los principales polisacáridos encontrados son: quitina (polímeros de N-acetil glucosamina), celulosa, glucosa y manosa, compuestos que le confieren rigidez y son de importancia en la taxonomía 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 al ocasionar enfermedades digestivas, abortos, mastitis, dermatomicosis o micosis sistémicas, entre otros¹.

Estructura de los hongos

La unidad estructural de los hongos es la hifa, que es un túbulo de longitud variable formado por una pared celular rígida en la cual fluye el protoplasma^{2,6}. Las hifas por su origen pueden dividirse 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, término utilizado cuando se forma a partir de hifas verdaderas de los hongos filamentosos y en el caso de las levaduras, se conoce como pseudomicelio^{2,6}.

Clasificación del micelio

El micelio ha sido clasificado con base en características microscópicas y macroscópicas, que ayudan a la identificación final del hongo³.

- Función, se divide en dos:
 - Reproductivo o aéreo, contiene las estructuras de reproducción de los hongos^{2,3,6}.
 - Vegetativo o de nutrición, el cual absorbe y transforma los nutrientes del medio en el que se encuentre el hongo^{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, cuyas hifas tienen un diámetro mayor a una micra^{2,3}.
 - Microsifonado, cuyas hifas tienen un diámetro menor a una micra^{2,3}.
- Presencia o ausencia de pigmento:
 - Hialino, blanco o incoloro^{2,3,6}.
 - Dematiáceo, fuliginoso o melánico, es de color café oscuro^{2,3,6}.
 - Carotenoide, de color amarillo a rojo³.
- Presencia o ausencia de septos:
 - Septado, es 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

Las micosis se definen como la infección causada por hongos patógenos^{1,3}. Las vías de entrada de los hongos al hospedero son: cutánea, respiratoria, oral, genital, etc.^{1,6}. Las micosis se clasifican de acuerdo a la zona anatómica que afectan:

Micosis superficiales o cutáneas

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

Ejemplos de estas micosis son:

- 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 tienen como principal vía de entrada la piel lesionada y pueden llegar a afectar órganos o tejidos^{1,3,10,11}.

Ejemplos de estas micosis:

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

Micosis sistémicas

A diferencia de las micosis cutáneas y subcutáneas, en las micosis sistémicas los hongos tienen otras vías de acceso al huésped: respiratoria, oral o 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*.
- Candidiosis: *Candida* spp.
- Criptococosis: *Cryptococcus neoformans*, *C. gattii*.
- Zigomicosis: *Rhizopus*, *Lichtheimia (Absidia)*, *Mucor*, *Rhizomucor*.
- Aspergilosis: *Aspergillus fumigatus*, *Aspergillus flavus*, *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

Afección causada por micotoxinas (metabolitos secundarios) que producen ciertos hongos en los alimentos que consumen los animales^{1,14}. Entre los principales géneros productores de micotoxinas se encuentran:

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

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

Para realizar un correcto diagnóstico micológico es necesario contar con una muestra clínica representativa de la zona de la lesión, un adecuado método de obtención, conservación y transporte^{15,16} (Cuadro 1).

Cuadro 1. Obtención, conservación y transporte de muestras clínicas para diagnóstico micológico.

Tipo de muestra	Obtención	Conservación y transporte	Viabilidad
Alimento (concentrado, ensilado, granos, henificados, croquetas)	- 10 a 50 g - Para el aislamiento del hongo	- En bolsa de papel o frascos de vidrio limpios. - A temperatura ambiente.	- 7 días en refrigeración.
	- 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.		
Exudados, líquidos, secreciones, abscesos	- Deben tomarse con un hisopo estéril. - Preferentemente enviar más de un hisopo	- Medio Stuart o solución salina fisiológica. - En refrigeración si no se llevará el mismo día al laboratorio.	- 2 horas a temperatura ambiente. - 24 horas en refrigeración.
	- Aspirados con jeringa	- En la jeringa. - En refrigeración si no se llevará el mismo día al laboratorio.	
Lavado traqueal o broncoalveolar	- En un recipiente hermético estéril.	- En refrigeración.	- 24 horas en refrigeración.
Leche	- Lavar y desinfectar glándula mamaria. - 10 a 15 ml de leche en un contenedor estéril de cierre hermético.	- En refrigeración o congelación.	- 24 horas en refrigeración.
Líquido cefalorraquídeo	- 1 a 2 ml.	- En un tubo estéril. - No refrigerar.	- 24 horas a temperatura ambiente.
Órganos o tejidos (biopsias o necropsias)	- 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.	- En un recipiente hermético estéril. - En refrigeración.	- 2 horas a temperatura ambiente - 24 horas en refrigeración.

Tipo de muestra	Obtención	Conservación y transporte	Viabilidad
Orina	- 10 a 50 ml. - Por cistocentesis para evitar contaminación con levaduras de tracto urinario externo.	- A temperatura ambiente o en refrigeración.	- 2 horas a temperatura ambiente. - 24 horas en refrigeración.
Piel, pelo, uñas, pezuñas, cascós	- En zona de lesión, limpiar con alcohol al 70% o lavar con agua y con jabón y dejar secar. - Para obtener: 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/o desinfectado, con la ayuda de un <i>citobrush</i> o cinta adhesiva. d) Uñas, pezuñas, cascós: en caso de ser posible, cortar un pedazo. Si no es posible proceder como en el inciso a.	- Todas 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.	- Meses a temperatura ambiente
Sangre	- Desinfectar área con alcohol y después yodo. - Tomar 5 a 10 ml por venopunción en tubo con heparina.	- A temperatura ambiente o en refrigeración.	- 2 horas a temperatura ambiente - 24 horas en refrigeración
Suero	- Centrifugar sangre sin anticoagulante a 2, 500 – 3, 000 rpm durante 10 minutos y separar suero a un contenedor limpio.	- En refrigeración o congelación.	- 24 horas en refrigeración. - Meses en congelación

Nota: temperatura ambiente considerada de 25 a 30°C.

Tomado y adaptado de: Walsh TJ, Hayden RT, Larone DH, 2018⁶; Perusia OR, Rodríguez R, 2001¹⁴; Rezusta A, Sánchez A, Gil J., 2007¹⁶; Morales N, Cardona-Castro, 2015¹⁷; Exopol Guía de muestras¹⁸; Guzmán AM, 2004¹⁹; Mycology specimen collection guide²⁰; Bacteriology/mycology specimen collection guide²¹; LabCorp. Microbiology Specimens: Mycology²²; 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, 2010²³; Carlston MP, 2003²⁴.

4. Aislamiento e identificación de hongos filamentosos y levaduriformes a partir de muestras clínicas

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

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

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) permitiendo la observación de las estructuras fúngicas con mayor facilidad al resaltarlas sin que la solución afecte su morfología^{15,17,25} (Figura 1).

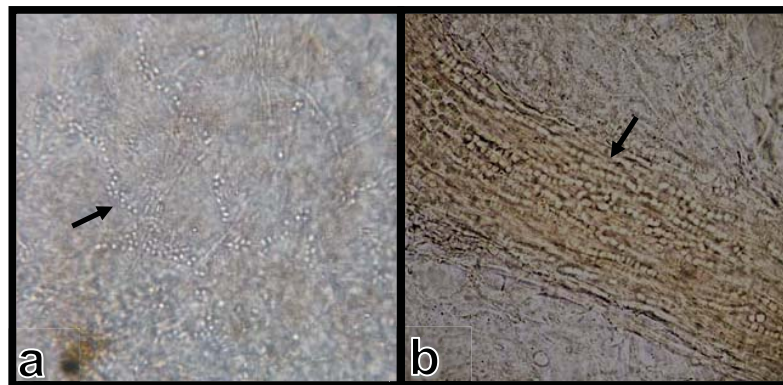


Figura 1. Examen directo con KOH al 20%. a) Muestra de piel de Berrendo (*Antilocarpa americana*), se observan hifas septadas y fragmentadas (40x). b) Muestra de pelo de borrego (*Ovis aries*), con presencia de conidios alrededor del pelo (40x).

Otras sustancias aclarantes que pueden ser utilizadas son:

- Dimetilsulfóxido (DMSO) + hidróxido de potasio (KOH) al 20%: el dimetilsulfóxido acelera el proceso de aclaramiento de la muestra pero puede generar artefactos visuales¹⁷.

- Blanco de calcoflúor: es una sustancia fluorescente que se une a la quitina y celulosa de la pared celular, las estructuras micóticas se pueden ver claramente, sin embargo, se requiere de un microscopio de fluorescencia, además de que puede resultar en falsos positivos si en la muestra hay colágeno, elastina y fibras vegetales que se tiñen también con este reactivo^{15,17}.
- Azul de metileno y Quink Parker®: tiñen las estructuras micóticas facilitando su observación, es útil 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 de color morado¹ (Figura 2).

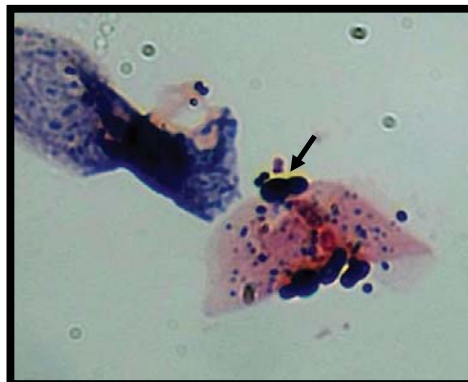


Figura 2. Examen directo con tinción de Gram. Muestra de exudado ótico de un perro (*Canis lupus familiaris*), donde se observan estructuras levaduriformes en forma de “cacaahuate” características de *Malassezia pachydermatis* (100x).

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 tenga 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 es considerado el medio de primoaislamiento para la mayoría de los hongos, aunque dependiendo de la muestra clínica y del hongo que se sospeche se pueden utilizar otros medios de cultivo, los cuales se describen en el cuadro 2.

Cuadro 2. Principales medios de cultivo utilizados para el primoaislamiento de hongos filamentosos y levaduriformes.

Medio	Características	Incubación
Agar dextrosa Sabouraud (ADS) con cloranfenicol	Es el medio de cultivo utilizado 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 horas.
ADS adicionado con 1% de aceite	Es un medio de cultivo que se utiliza para el primoaislamiento de <i>Malassezia</i> spp.	
Agar BIGGY® (Bismuth Glucose Glycine Yeast Agar)	Es un medio selectivo y diferencial que sirve para diferenciar especies del género <i>Candida</i> , en este medio se forma sulfuro de bismuto y las colonias de <i>Candida</i> spp. se observan con tonalidades cafés, grises o negras.	- 37°C. - 48 a 72 horas.
CHROMagar Candida®	Es un medio selectivo y diferencial que sirve para diferenciar especies del género <i>Candida</i> . Cuando cierta enzima actúa sobre su sustrato en el medio se libera un cromógeno al que está unido y se colorean las colonias.	
Dermatophyte Test Medium (DTM)	Es un medio de cultivo selectivo y diferencial que contiene rojo de fenol como indicador de pH y cambia de amarillo a rojo con el desarrollo de un dermatofito (hongo filamentosos).	- 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 y cambia de amarillo a azul con el desarrollo de un dermatofito (hongo filamentosos).	

Medio	Características	Incubación
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 de cultivo selectivo que se utiliza 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 de cultivo enriquecido con ácido nicotínico para promover el desarrollo de <i>Trichophyton equinum</i> .	
Agar micobiótico adicionado con tiamina e inositol	Útil para el aislamiento de <i>Trichophyton verrucosum</i> , que requiere tiamina e inositol para desarrollarse.	- 30 y 37°C. - 15 a 21 días.
Agar Niger o Staib	Es un medio de primoaislamiento y selectivo para <i>Cryptococcus</i> spp. El medio 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, lo cual da lugar al desarrollo de colonias de color café oscuro que permiten diferenciarlas de otras levaduras.	- 37°C. - 48 a 72 horas.

Tomado y adaptado de: Arenas R, 2019¹; Zafar A, Jabeen K, Farooqi J, 2017¹⁵; Rezusta A, Sánchez A, Gil J, 2007¹⁶; Zurita S, Urcia F, 2017²⁵; Snyder J, Atlas R, LaRocco M, 2011²⁶; Freydiere AM, Guinet R, Boiron P, 2001²⁷; Rebell G, Taplin D, 1970²⁸.

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, es recomendable sembrar de 7 a 10 puntos en la caja de cultivo, si la muestra viene en cinta adhesiva se coloca con pinzas sobre el agar (Figura 3). Si se trata de muestras de hisopos o líquidos (p.ej. leche), se siembra por el método de estría continua (Figura 4).

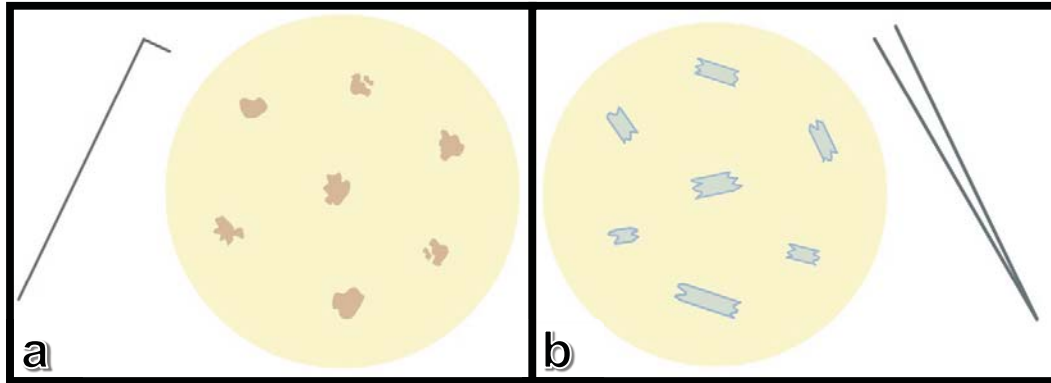


Figura 3. Método de siembra por punto aislado utilizando un asa en “L” con 7 a 10 puntos. a) A partir de muestra de escamas y/o pelo sueltos. b) A partir de una muestra en cinta adhesiva.

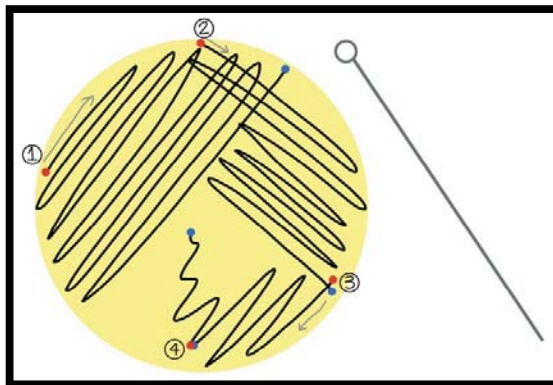


Figura 4. Método de siembra por estría continua utilizando un asa microbiana.

Ejemplos de siembra a partir de muestras clínicas

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

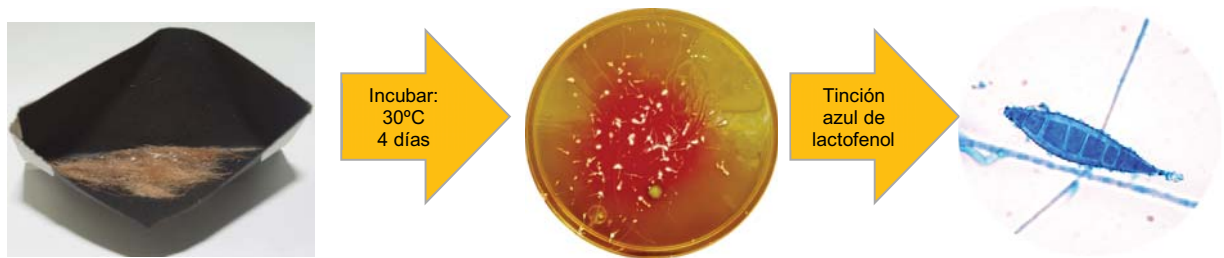


Figura 5. Siembra a partir de muestra de pelo de perro en medio DTM (Dermatophyte Test Medium) incubado a 30°C durante 4 días. En la tinción de azul de lactofenol se observan las macroconidias típicas de *Microsporium canis*.



Figura 6. Siembra por estría continua de una muestra de leche de vaca en agar dextrosa Sabouraud incubado a 37°C durante 48 horas. En la tinción de Gram se observan estructuras levaduriformes con gemas típicas de *Candida albicans*.

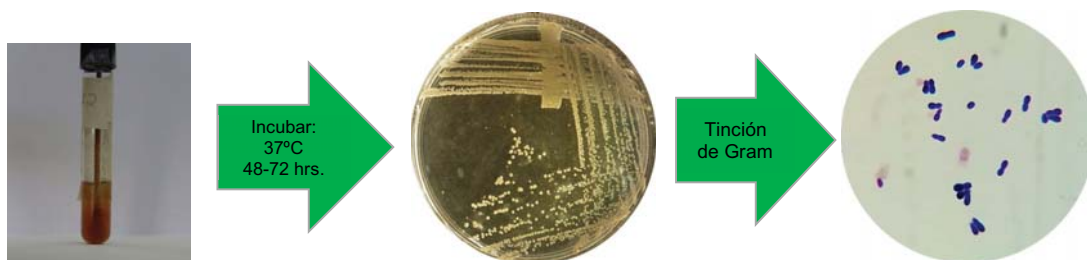


Figura 7. Siembra por estría continua de hisopado ótico de un perro en agar dextrosa Sabouraud incubado a 37°C durante 48 a 72 horas. En la tinción de Gram se observan estructuras levaduriformes con forma de zapato que es característica de *Malassezia pachydermatis*.

Ejemplos de primocultivos

En las figuras 8 a 12 se ejemplifican varios primocultivos de diferentes casos a partir de una muestra de pelos.



Figura 8. Primocultivo de una muestra de pelo de perro en agar dextrosa Sabouraud incubado a 30°C durante 72 horas. Hay desarrollo de *Malassezia pachydermatis* (flecha) y otros hongos contaminantes presentes en la muestra.



Figura 9. Primocultivo de una muestra de pelos de perro en agar dextrosa Sabouraud incubado a 30°C durante 72 horas. Se observa el crecimiento de *Malassezia pachydermatis* en cultivo puro.



Figura 10. Primocultivo de *Microsporum canis* disgónico en agar micobiótico a partir de una muestra de pelos de perro incubado a 30°C durante 5 días.



Figura 11. Primocultivo de *Trichophyton verrucosum* en agar micobiótico a partir de una muestra de pelos incubado a 30°C durante 15 días.

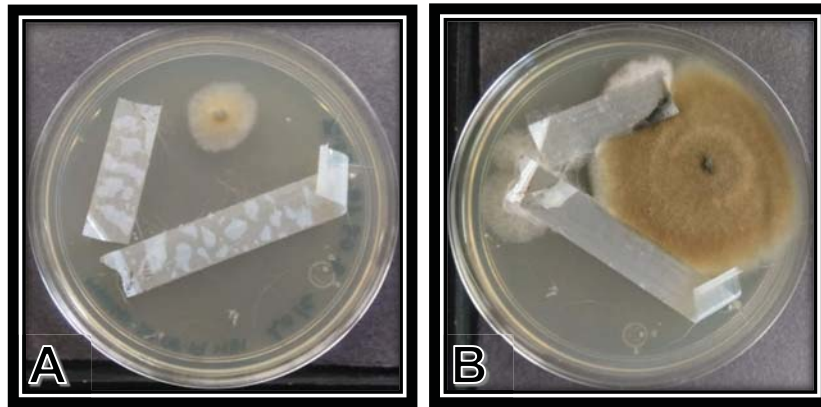


Figura 12. Siembra de muestra de pelos de perro en agar micobiótico. Hay desarrollo de un hongo dematiáceo, contaminante ambiental presente en la muestra. A) Colonia con 3 días de incubación a 30°C. B) Colonia con 7 días de incubación a 30°C.

Ejemplos de cultivos contaminados

En las figuras 13 a 15 se ejemplifican cultivos de hongos filamentosos contaminados con un hongo ambiental. Se sabe que son de origen ambiental porque se encuentran cercanos a la orilla de la caja.

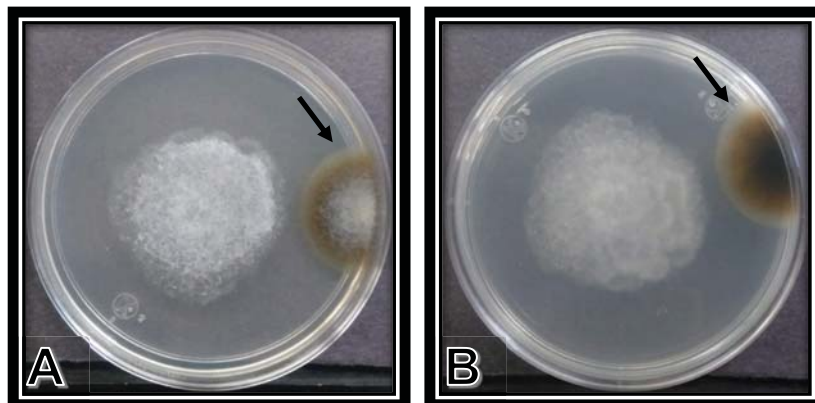


Figura 13. Cultivo de *Lichtheimia corymbifera* (*Absidia corymbifera*) en agar dextrosa papa incubado a 30°C durante 4 días. Contaminado con un hongo dematiáceo ambiental (flecha). A) Frente. B) Reverso.

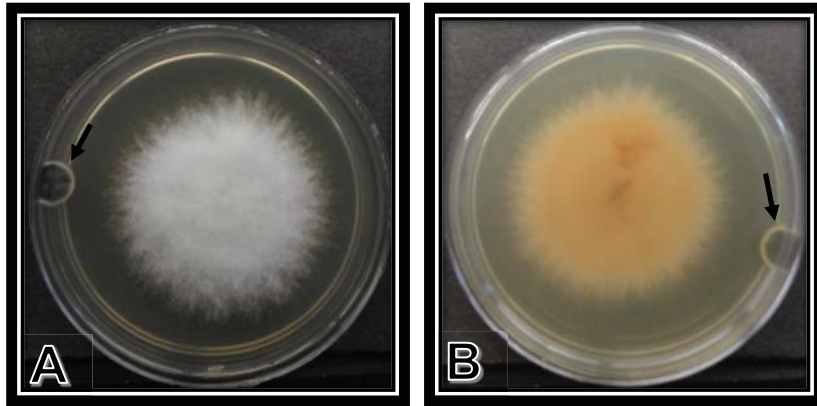


Figura 14. Cultivo de *Fusarium* spp. en agar dextrosa Sabouraud incubado a 30°C durante 4 días, contaminado con un hongo ambiental (flecha). A) Frente. B) Reverso.

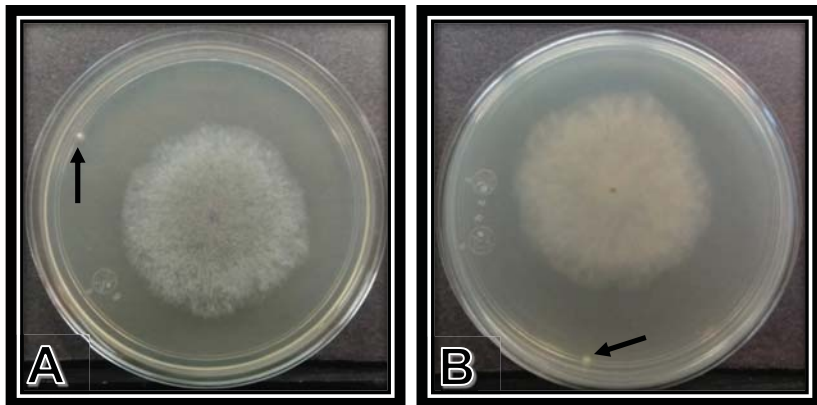
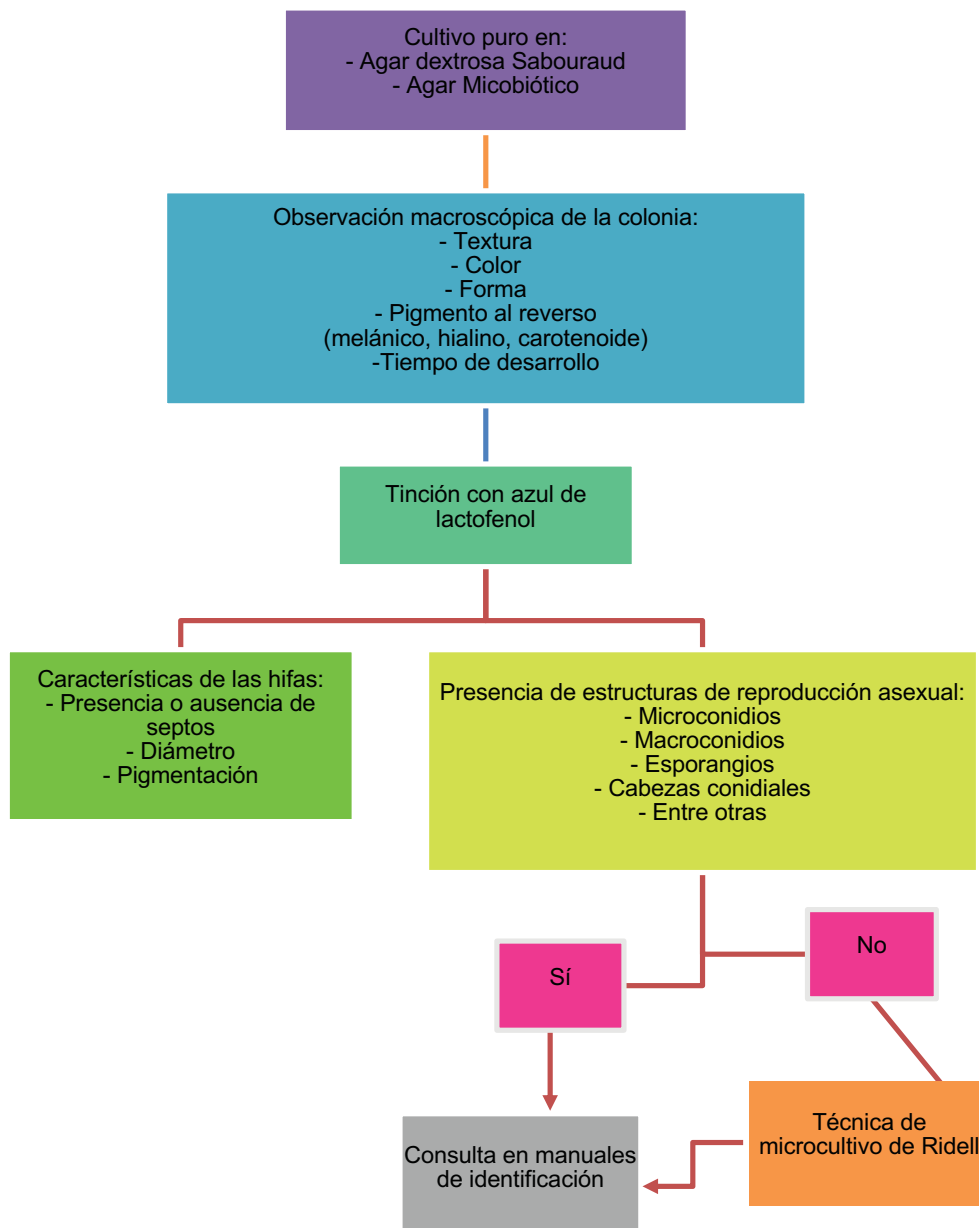


Figura 15. Cultivo de *Rhizomucor* spp. en agar dextrosa papa incubado a 30°C durante 4 días con un hongo contaminante (flecha). A) Frente. B) Reverso.

Pruebas de identificación de 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}. Con relación a las características del cultivo, se debe observar la textura de la colonia, el color y el tiempo de desarrollo (Esquema 1).



Esquema 1. Diagrama para la identificación de hongos filamentosos. Tomado y adaptado de: Rodríguez C, Segundo C, Cervantes RA, 2014²⁹.

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.), tamaño (por la velocidad de su desarrollo) entre otras características macroscópicas que ayudarán a la identificación de su género y posiblemente especie^{1,4,6} (Figura 16).

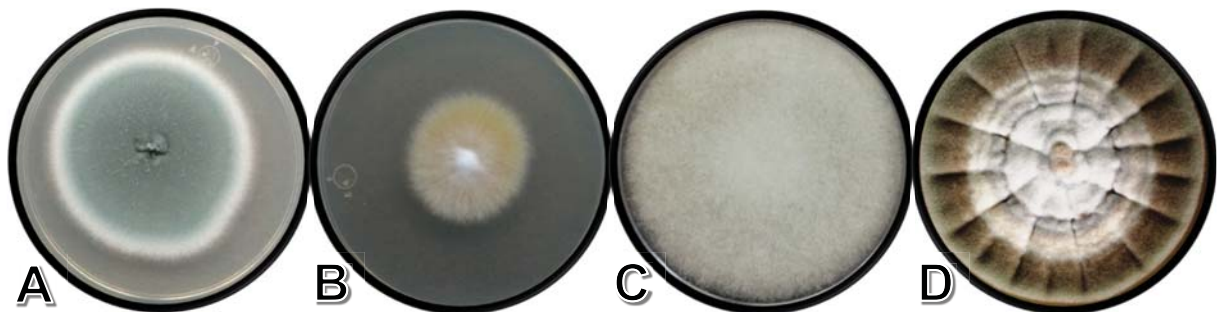


Figura 16. Cultivos en agar dextrosa Sabouraud de hongos filamentosos de importancia en Medicina Veterinaria. A) *Aspergillus fumigatus*. B) *Microsporium canis*. C) *Lichtheimia corymbifera*. D) *Alternaria alternata*.

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 17).

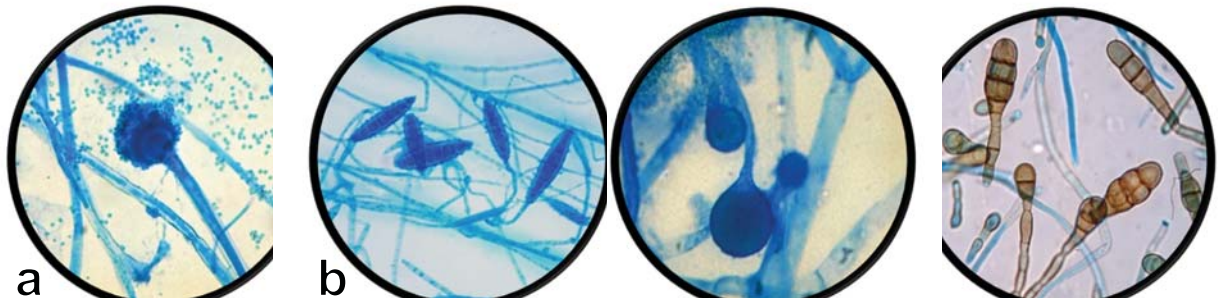


Figura 17. Tinción de azul de lactofenol de hongos filamentosos de importancia en Medicina Veterinaria (40x). a) Cabeza conidial de *Aspergillus fumigatus* (hialino). b) Macroconidios de *Microsporium canis* (hialino). c) Esporangios de *Lichtheimia corymbifera* (hialino). d) Dictioconidios de *Alternaria alternata* (dematiáceo).

c) Estructuras de identificación

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

1. Artroconidios

Conidio que se produce por la ruptura de la hifa en donde hay un septo, formando una sola célula^{1,2,3,6}. Dependiendo 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., *Trichosporon* spp., *Coccidioides* spp. y dermatofitos cuando están en el animal^{1, 3} (Figura 18).

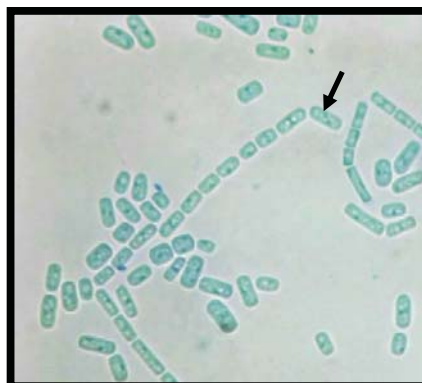


Figura 18. Artroconidios de *Geotrichum candidum* teñidos con azul de lactofenol (40x).

2. Microconidios y macroconidios

Cuando un hongo produce más de un tipo de conidio al mismo tiempo los pequeños se denominan microconidios y los grandes, 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}. Ejemplos de géneros que los producen: *Trichophyton* spp., *Microsporium* spp., *Fusarium* spp.^{1,4} (Figura 19).

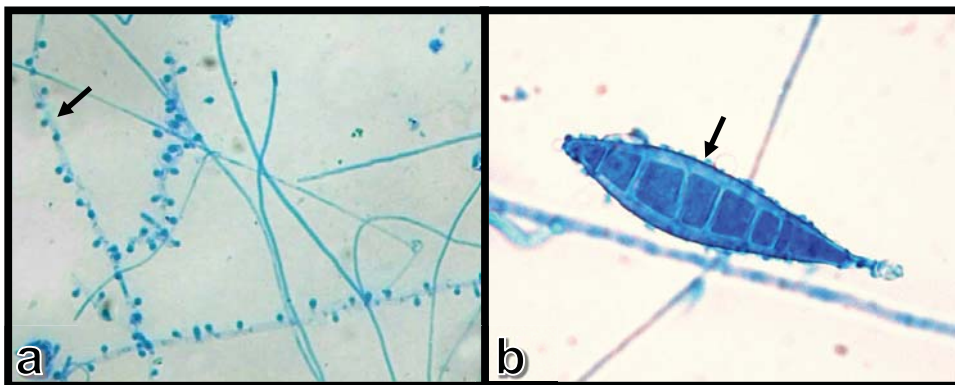


Figura 19. a) Microconidios de *Trichophyton mentagrophytes* y b) Macroconidio de *Microsporium canis* teñidos con azul de lactofenol (40x).

3. Clamidoconidios

Son conidios de pared gruesa y redondeados^{2,4,6}. Su localización en la hifa puede ser intercalar (a lo largo de ella) o terminal (al final de ella) y encontrarse solas o en cadenas^{3,6}. Son células de resistencia que contienen reservas nutricionales y resisten a condiciones ambientales poco favorables^{1,2}. Algunos ejemplos de hongos que los producen son: *Trichophyton verrucosum*, *Fusarium* spp., *Microsporium canis*¹ (Figura 20).



Figura 20. Cadena de clamidoconidios intercalares de *Trichophyton verrucosum* teñidos con azul de lactofenol (40x).

4. Esporangioconidios

Son conidios unicelulares que se producen por la fragmentación o ruptura del citoplasma del esporangio (vesícula) y que se liberan cuando este se rompe^{1,2,6} (Figura 21).

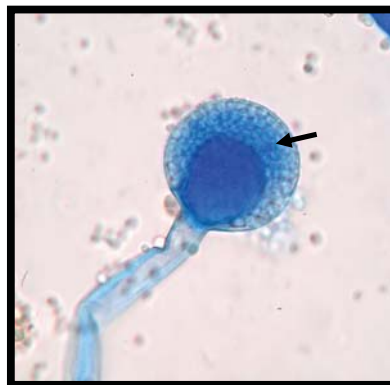


Figura 21. Esporangioconidios de *Mucor* spp. teñidos con azul de lactofenol (40x). Se observan dentro y fuera del esporangio.

5. Cabeza conidial

Estructura típica del género *Aspergillus* conformada por: una célula de pie, columnela, vesícula, métulas, fiálides y conidios unicelulares acomodados en cadena⁶ (Figura 22).

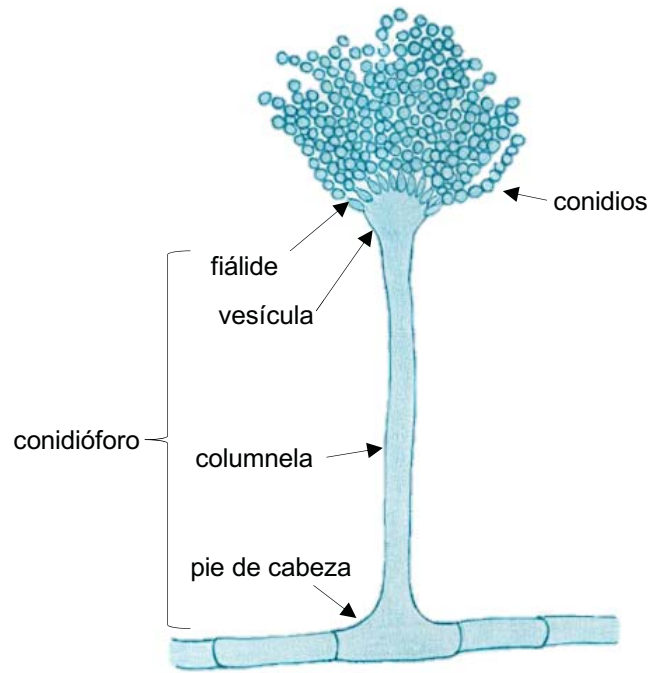


Figura 22. Componentes de la cabeza conidial de *Aspergillus* spp.

6. 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 23).



Figura 23. Dictioconidios de *Alternaria alternata* teñidos con azul de lactofenol (40x).

7. Aneloconidios

Conidios que surgen de una cicatriz con forma de anillo que dejó el conidio anterior al formarse^{1,3} (Figura 24).

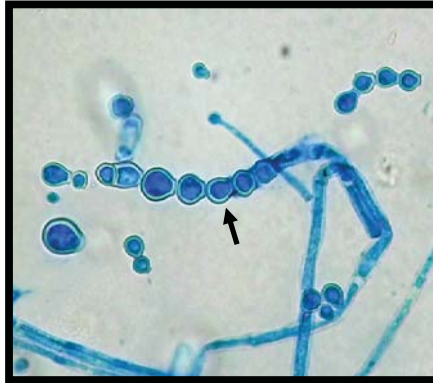


Figura 24. Aneloconidios de *Scopulariopsis brevicaulis* teñidos con azul de lactofenol (40x).

d) Microcultivo de Ridell o cultivo en lámina

El fundamento de esta técnica es que promueve 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 25).

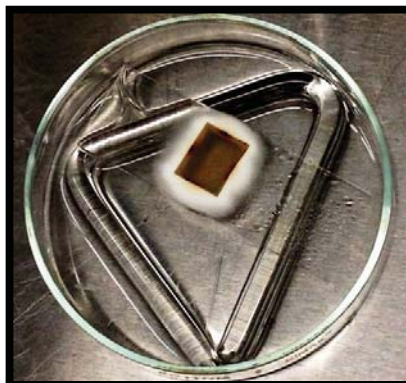


Figura 25. Microcultivo de Ridell. Sistema estéril que consta de un pedazo de agar entre un cubreobjetos y un portaobjetos, colocados sobre un triángulo de vidrio, adentro de una caja de Petri de vidrio.

Nota: Además del microcultivo y cuando se dificulta la identificación de un hongo filamentoso, pueden utilizarse medios de cultivo que favorezcan su esporulación como el agar dextrosa papa (ADP), agar Czapek Dox (CD), agar arroz y agar agua^{16,25}.

e) Otras pruebas de identificación

1. 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 26).

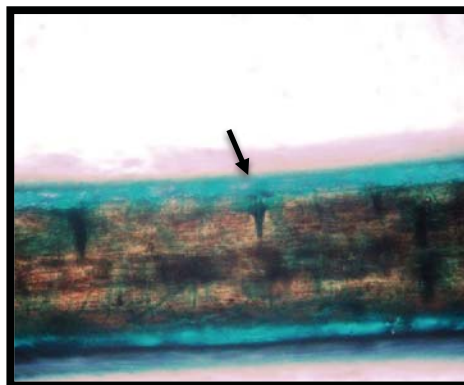


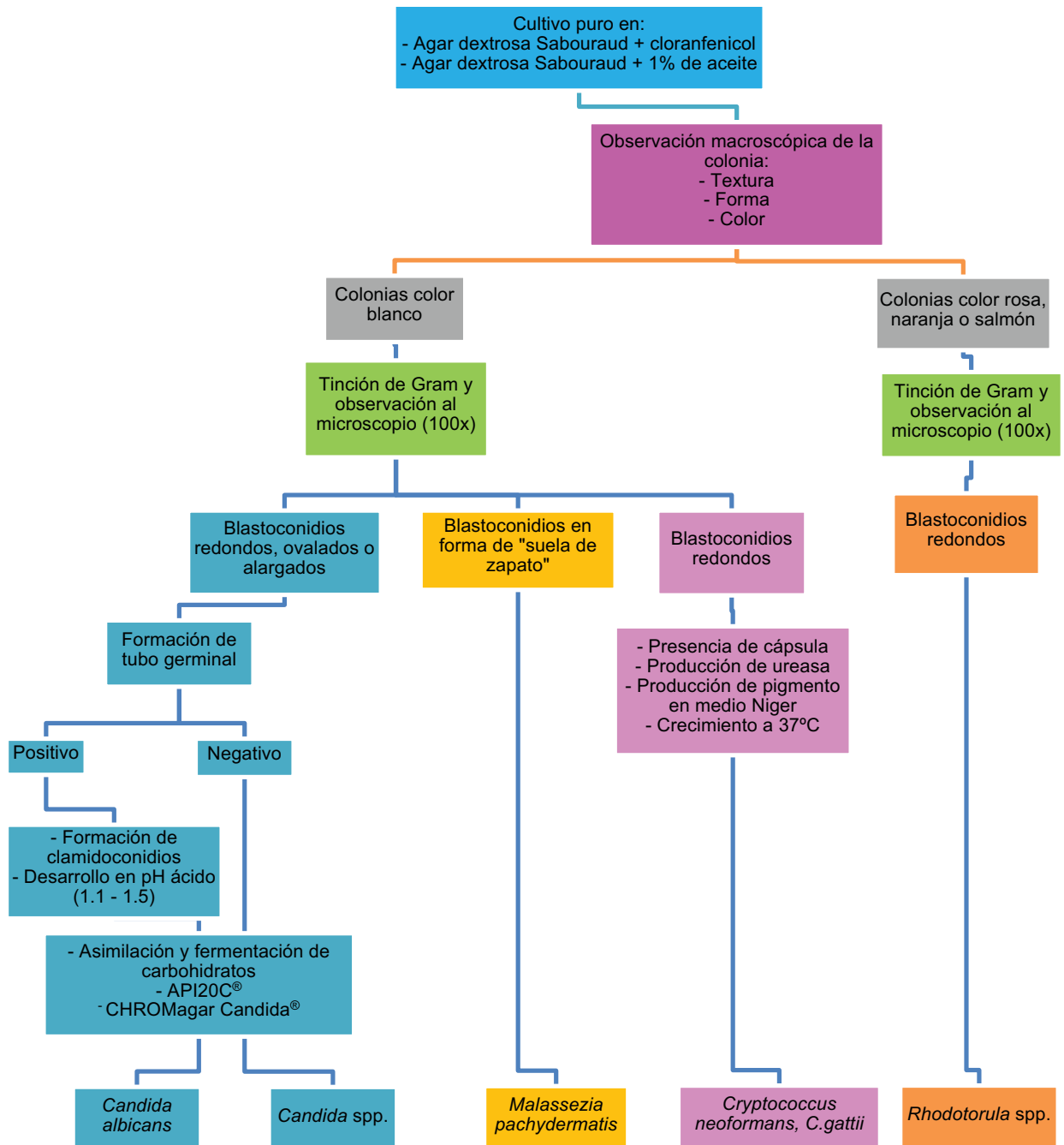
Figura 26. Cuerpos perforantes de *Trichophyton mentagrophytes* producidos en pelo de caballo y teñidos con azul de lactofenol (40x).

2. Producción de ureasa

Esta 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}.

Pruebas de identificación de hongos levaduriformes

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



Esquema 2. Esquema para la identificación de hongos levaduriformes. Tomado y adaptado de: Rodríguez C, Segundo C, Cervantes RA, 2014²⁹.

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 27).

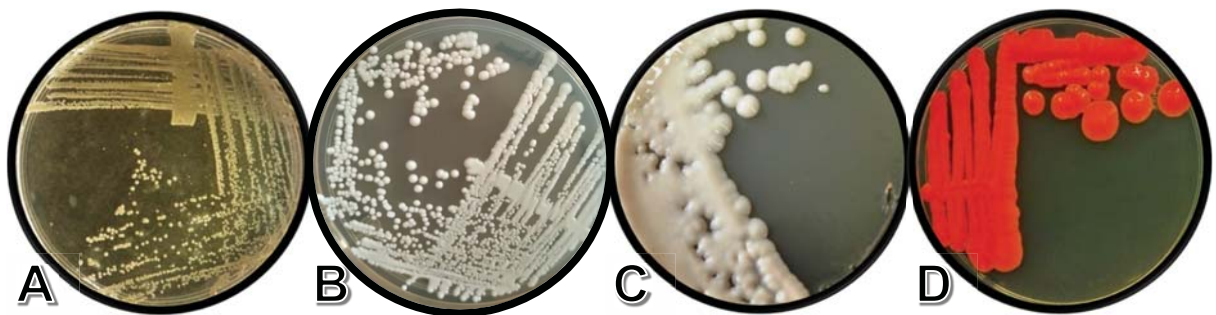


Figura 27. Cultivos en agar dextrosa Sabouraud de levaduras de importancia en Medicina Veterinaria. A) *Malassezia pachydermatis*. B) *Candida albicans*. C) *Cryptococcus neoformans*. D) *Rhodotorula* spp.

b) Estructuras de identificación

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

1. Blastoconidios

Se forman por gemación unilateral o multilateral, en general miden de 2 a 5 μm por 3 a 7 μm y pueden ser esféricos, ovalados o alargados^{1,6}. Su morfología puede ser observada al microscopio tiñéndose con la tinción de Gram (Figura 28).

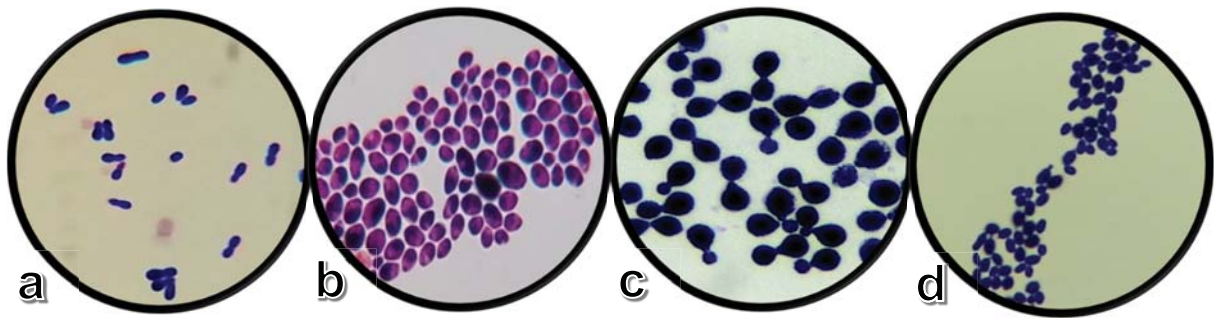


Figura 28. Tinción de Gram de blastoconidios de levaduras de importancia en Medicina Veterinaria (100x). a) *Malassezia pachydermatis*. B) *Candida albicans*. C) *Cryptococcus neoformans*. D) *Rhodotorula* spp.

2. 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 29).

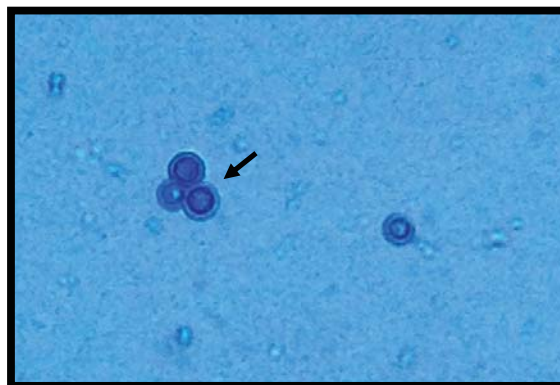


Figura 29. Tinción negativa con tinta china de *Cryptococcus neoformans* (40x). La cápsula se aprecia como un halo sin color alrededor de la levadura.

3. 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 30).



Figura 30. Formación de pseudohifa de *Candida albicans* (40x) en suero de equino a 37°C durante 24 horas.

4. Clamidoconidios

Se forman por ensanchamientos laterales, centrales o terminales en una hifa septada. En el caso particular de *Candida albicans* (hongo polimórfico) son considerados estructuras de resistencia, de forma redonda, pared gruesa y con un diámetro de 6 a 12 μm . El desarrollo de clamidoconidios se favorece cuando hay un pH alcalino, leve anaerobiosis y tensión superficial disminuida (Tween 80)^{6,16,30} (Figura 31).



Figura 31. Clamidoconidios de *Candida albicans* (100x). Producidos en agar Czapek Dox adicionado con 1% de Tween 80 incubado a 30°C durante 4 días.

5. Tubo germinal

Es una estructura que se forma en condiciones *in vitro* por la extensión del blastoconidio, siendo *Candida albicans* la única especie que lo forma^{16,32,33} (Figura 32).

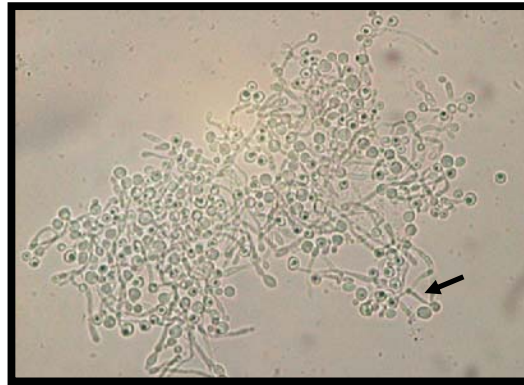


Figura 32. Tubos germinales de *Candida albicans* (100x). Producidos en suero equino incubado a 37°C durante 2 horas.

c) Características bioquímicas y fisiológicas

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

1. Producción de ureasa

La producción de la enzima es una característica utilizada principalmente para la identificación de *Cryptococcus* spp. El medio con urea usado en esta prueba contiene rojo de fenol, que sirve como indicador de la reacción alcalina, que sucede al producirse amonio cuando la ureasa actúa sobre la urea^{27,33} (Figura 33).



Figura 33. Prueba de ureasa de *Cryptococcus neoformans*. Tubo en color amarillo prueba negativa y tubo en color rosa fuerte prueba positiva.

2. Sensibilidad a 0.1% de cicloheximida

Esta prueba es utilizada en la identificación de algunas especies del género *Candida* que son sensibles a este antimicótico, como: *C. parapsilosis*, *C. tropicalis* y *C. krusei*, en contraste, *C. albicans* y *Meyerozyma guilliermondii* (*C. guilliermondii*) no son sensibles a la cicloheximida^{6,16}.

3. 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 34).



Figura 34. Formación de película de *Pichia kudriavzevii* (*Candida krusei*). Incubada en caldo Sabouraud a 37°C durante 24 horas.

4. Tolerancia a pH ácido

Esta 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. *C. albicans* puede desarrollarse adecuadamente desde pH 1.1, mientras que las demás especies del género lo hacen a partir de pH 1.5^{6,35}.

5. 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 su adecuado desarrollo^{3,16,27,30}.

6. Asimilación y fermentación de carbohidratos

Las pruebas de asimilación (auxonograma = degradación aeróbica) (Figura 35) y fermentación (zimograma = degradación anaeróbica) (Figura 36) de carbohidratos son útiles para la identificación de levaduras¹. En el auxonograma, la asimilación del azúcar se detecta por el cambio de color en el medio de cultivo, mientras que en el zimograma, 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.

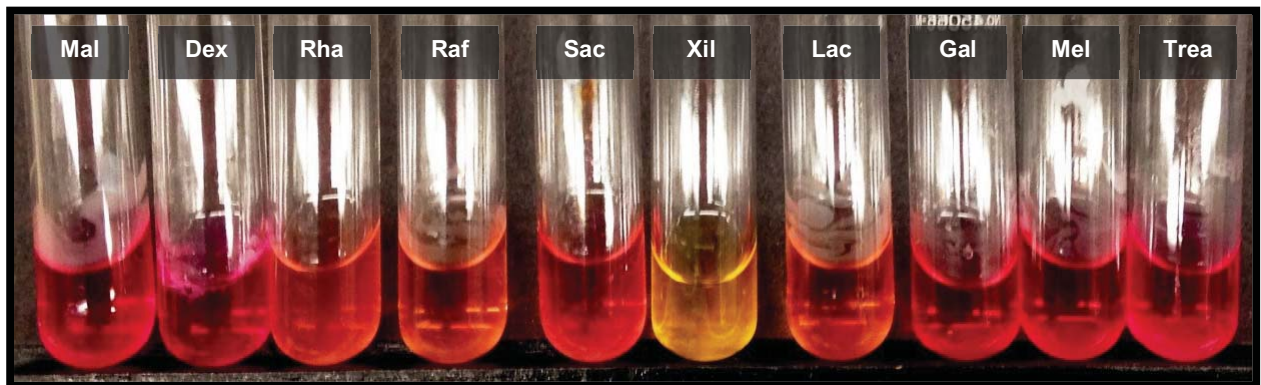


Figura 35. Asimilación de carbohidratos de *Candida tropicalis* en caldo rojo de fenol. Caldo rojo = negativo, caldo amarillo = positivo. De izquierda a derecha: maltosa negativo, dextrosa negativo, ramnosa negativo, rafinosa negativo, sacarosa negativo, xilosa positivo, lactosa negativo, galactosa negativo, melobiosa negativo y trehalosa negativo.

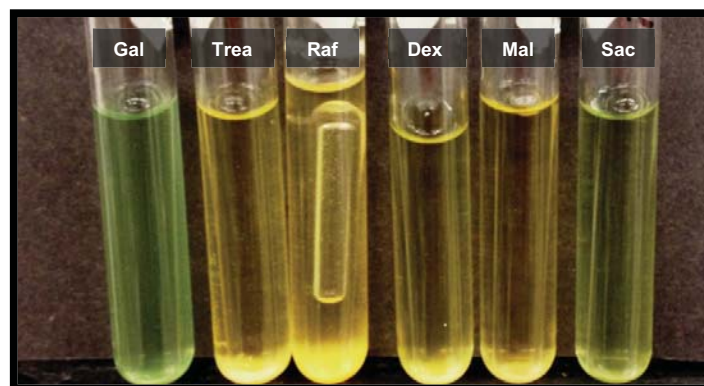


Figura 36. Fermentación de carbohidratos de *Candida tropicalis* en caldo azul de bromotimol. Caldo verde = negativo, caldo amarillo = negativo, caldo amarillo + gas = positivo. De izquierda a derecha: galactosa negativo, trehalosa negativo, rafinosa positivo, dextrosa negativo, maltosa negativo y sacarosa negativo.

7. Sistemas comerciales para la identificación de levaduras

Actualmente los sistemas comerciales desarrollados para facilitar la identificación de levaduras se basan entre otras cosas en:

a) La asimilación de carbohidratos

Esto se realiza con sistemas comerciales que, dependiendo del sistema que se utilice, detectan la asimilación de al menos 20 carbohidratos. Pueden ser métodos semiautomatizados (como el Auxacolor[®], Uni-Yeast-Tek[®], API 20C AUX[®], Galería ID32C[®] y el Sistema Vitek[®]) o automatizados (como Sistema Biolog YT MicroPlate[®] y Rapid Yeast Identification Panel MicroScan[®])^{27,31}.

b) La actividad enzimática

Un avance importante en la identificación de las levaduras son los medios diferenciales. Al ser el género *Candida* uno de los 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 30-37°C de 24 a 48 horas³¹. El fundamento de los mismos se basa en la detección de determinadas actividades enzimáticas por parte de las levaduras mediante la hidrólisis específica de un sustrato^{30,31}. Estos 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 37), 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

Especie de levadura	Color y apariencia de las colonias
<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>Kluveromyces marxianus</i> (<i>Candida kefir</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

Tomado y adaptado de: Ruiz-Aragón J, García-Martos P, Puerto JL, Marín P, Saldarreaga A, Moya P, 2003³⁸.



Figura 37. Cultivos de especies del género *Candida* en CHROMagar Candida®. 1 a 4 = colonias rosas de *Kluveromyces marxianus* (*Candida kefir*), 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 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 38).

Cuadro 4. Desarrollo de especies del género *Candida* y otras levaduras en agar BiGGY®.

Especie	Color
<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 oscurecimiento difunde al medio después de las 72 horas de incubación.
<i>Debaryomyces hansenii</i> (<i>Candida famata</i>)	Café a rojo oscuro brillantes, colonias medianas, con ligero desarrollo micelial
<i>Kluyveromyces marxianus</i> (<i>Candida kefyr</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.

Tomado y adaptado de: Segundo C, 1991³⁹; LAB MCD, Ficha Técnica Agar BiGGY⁴⁰.

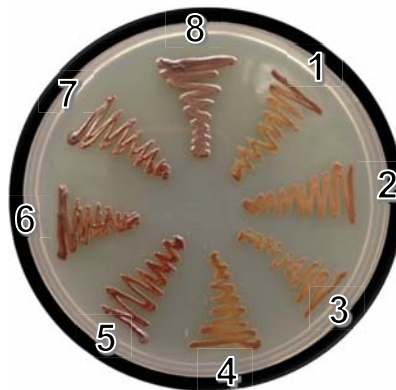


Figura 38. Cultivos de especies del género *Candida* en agar BiGGY®. 1 a 4 = colonias de *Kluyveromyces marxianus* (*Candida kefyr*) en color café claro secas, 5 a 7 = colonias de *Candida albicans* en color café oscuro y superficie plateada y 8 = colonia de *Candida tropicalis* en café oscuro.

II. Descripción de géneros micóticos

Hongos filamentosos

***Alternaria* spp.**

Hongo dematiáceo, ubicuo, de distribución mundial, puede encontrarse en el suelo, aire, materia orgánica en descomposición, así como en piel y conjuntiva de animales y humanos^{41,42,43,44,45}. Muchas especies producen metabolitos secundarios que pueden ser fitotoxinas (toxinas que afectan a las plantas) o micotoxinas (toxinas que dañan a animales y humanos) y contaminar alimentos vegetales⁴¹.

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^{44,45}.

Otras especies comunes son *Alternaria dianthicola*, *Alternaria geophilia*, *Alternaria stemphyloides*, *Alternaria tenuissima* y *Alternaria arborescens*^{41,45}.

Especies animales afectadas

En Medicina Veterinaria, no se considera patógeno pero al ser ubicuo es un contaminante típico del laboratorio^{1,45}. Con relación a la producción de micotoxinas, aún no se conoce tanto como de otros géneros micóticos. Sin embargo, debe ser considerado, ya que al ser un patógeno de las plantas sus toxinas se pueden encontrar en alimentos vegetales destinados al consumo humano y animal^{41,46}. Los cereales que pueden estar contaminados son el trigo, triticale, cebada, avena y sorgo⁴¹. Las especies *Alternaria alternata*, *Alternaria tenuissima* y *Alternaria arborescens* son las principales productoras de micotoxinas, algunos ejemplos de estos metabolitos son: alternariol (AOH), éter monometílico de alternariol (AME), altenueno (ALT), ácido tenuazónico (TA) y fumonisinas^{41,47}. La toxicidad de TA ha sido descrita en cuyos, ratones, conejos, perros, pollos. En TA, AME y AOH se han reportado propiedades carcinogénicas^{41,48}.

Se ha aislado de diferentes zonas anatómicas en animales clínicamente sanos, por ejemplo, de caballos⁴⁹, de perros⁵⁰ y de tortugas boba⁵¹ (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^{44,45}. Las colonias son de apariencia 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^{25,44,45} (Figura 39).

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^{1,41,44,45} (Figuras 40 y 41). El tamaño de los conidios de este género puede ser de hasta 100 µm, pero las especies patógenas tienen conidios “pequeños” de máximo 60 µm⁴¹. Los conidios de *Alternaria alternata* forman cadenas largas y ramificadas de 10 ó más conidios^{42,43}.

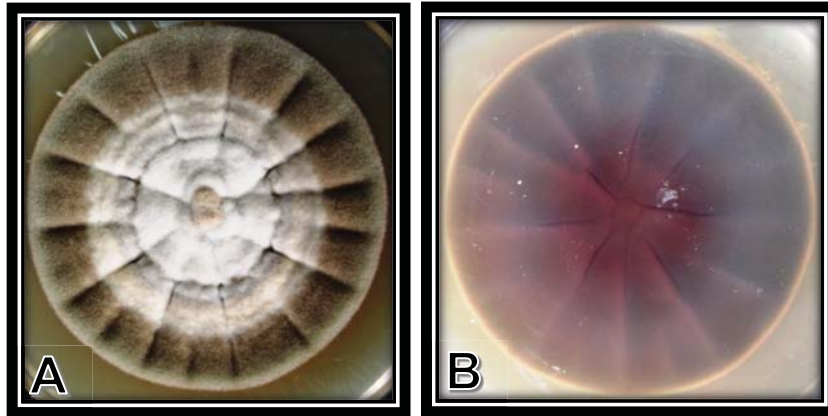


Figura 39. Cultivo de *Alternaria alternata* en agar dextrosa Sabouraud desarrollado a 30°C durante 4 días. A) Colonia al centro en color blanco y en las orillas se torna de color café gris. B) Al reverso de la colonia se observa pigmento al centro en color café rojo y la orilla blanca.



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

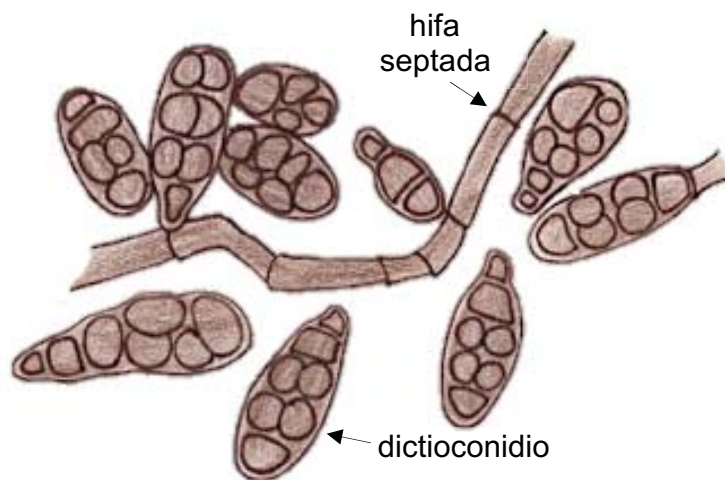


Figura 41. Estructuras microscópicas de *Alternaria* spp.

***Aspergillus* spp.**

Los hongos del género *Aspergillus* son saprófitos, ubicuos y de distribución mundial⁵². Normalmente se encuentran en el suelo, vegetales en descomposición y en el aire^{52,53}. Los conidios de este género de hongos se dispersan fácilmente en el aire. Además de las afecciones que causa en los animales, el género *Aspergillus* es el principal productor de micotoxinas^{54,55}.

Especies frecuentes

Este género micótico cuenta con más de 200 especies^{55,56}, siendo *Aspergillus fumigatus* la aislada con mayor frecuencia en humanos y animales^{53,57,58}.

Otras especies comunes son: *Aspergillus niger*, *Aspergillus terreus*, *Aspergillus flavus*, *Aspergillus clavatus*, *Aspergillus nidulans*, *Aspergillus glaucus*, *Aspergillus ustus*, *Aspergillus versicolor* y *Aspergillus oryzae*^{52,53}.

Especies animales afectadas

Las aspergilosis, que 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^{57,58}. Las especies más comunes de causar estas micosis son *Aspergillus fumigatus*, *Aspergillus flavus*, *Aspergillus niger* y *Aspergillus terreus*^{55,59}.

Se ha encontrado causando enfermedad en caballos^{57,58,60,61,62,63}, gatos^{57,58,61,64}, perros^{12,57,58,61,64,65,66}, vacas^{12,57,58,61}, cabras^{67,68}, aves^{12,57,58}, conejos⁶¹, abejas⁵⁶, delfines⁵⁸, abanicos de mar⁵⁸, marsopa común⁶⁹, boa constrictor⁷⁰, avestruz⁷¹ y tortugas⁵¹. En borregos, cabras y cerdos los casos reportados son pocos pero puede haber casos de aspergilosis⁶¹. También se ha aislado de animales sanos como caballos⁴⁹, tortugas⁵¹ y cabras⁶⁸. Se ha aislado a *Aspergillus* spp. de agua de estanques de tilapias⁷². Se han hecho infecciones experimentales para producir aborto y mastitis en cabras y borregos⁶¹ (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 gutrales	<i>A. fumigatus</i> , <i>A. flavus</i>
	Faringitis e infección de bolsas gutrales	<i>Aspergillus flavus</i>
	Placentitis	<i>Aspergillus terreus</i>
	Neumonía	<i>Aspergillus</i> spp.
	Queratitis micótica	
	Rinitis	
	Aspergilosis septicémica	
	Abortos	
	Conjuntiva sana	
Cabra	Nasal y cutánea	<i>Aspergillus niger</i>
	Leche (mastitis)	<i>Aspergillus fumigatus</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	<i>Aspergillus</i> spp.
Nasosinusal		
Perros	Broncopulmonar	<i>A. fumigatus</i> , <i>A. flavus</i> , <i>A. niger</i> , <i>A. terreus</i>
	Nasal	
	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>
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>Aspergillus 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>Aspergillus flavus</i>
Gansos		
Abejas	Cría de piedra	
Tilapia	Agua de estanque	<i>Aspergillus 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	

Especie animal	Localización, lesión o patología	Especie de <i>Aspergillus</i>
Delfín nariz de botella	Otitis media	<i>Aspergillus terreus</i>
Marsopa común		

Las micotoxinas más importantes producidas por *Aspergillus* spp. son las aflatoxinas, ocratoxina, patulina, fumagilina y la gliotoxina^{54,58}. Las aflatoxinas causan aflatoxicosis por consumirlas o inhalarlas cuando se encuentren contaminando alimentos⁵⁶. En este sentido, *Aspergillus flavus* y *Aspergillus parasiticus* son las especies más importantes en la producción de aflatoxinas^{54,55,56}. La aflatoxina 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 también actúa como toxina neurotóxica^{56,73}. La gliotoxina es producida por *Aspergillus fumigatus* y puede impedir la angiogénesis^{53,59,73}. La patulina actúa como neuromicotoxina y es producida por *Aspergillus clavatus*⁵⁸. La ocratoxina es producida por diferentes especies, entre ellas *Aspergillus niger* y *Aspergillus ochraceus*^{55,61,74} (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
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 es de 24 a 48 horas, en algunos casos pueden requerir hasta 4 días^{1,58}. La temperatura óptima de desarrollo es de 25 a 37°C,

aunque en general pueden desarrollarse desde 5 y hasta 65°C con una humedad relativa baja^{1,53,55}.

Las colonias pueden ser pequeñas (microcolonias) o grandes (macrocolonias), lo cual depende del tamaño y composición del sustrato donde se estén desarrollando⁵⁵. Son de aspecto veloso o polvoso y su color varía según la especie, características que son muy útiles para su identificación^{1,52}. Este género micótico presenta hifas septadas y la mayoría son hialinas, a excepción de *Aspergillus niger*, cuyas estructuras microscópicas presentan pigmento dematiáceo^{52,61}.

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 esclerotes⁵⁴.

La estructura que representa al género se conoce como cabeza conidial constituida por: pie de cabeza, columnela, conidióforo, vesícula, fiálides y conidios (Figura 68). La forma de vesícula y la disposición de las fiálides son también útiles en la identificación de género y especie⁶¹. Las fiálides se pueden originar directamente de las vesículas o tener métulas como células intermedias entre las vesículas y las fiálides (uniseriadas o biseriadas)^{52,59}.

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, conforme se desarrollan las colonias se observan de color verde amarillento brillante y al reverso en color dorado a café rojizo^{52,61,75} (Figura 42). En agar dextrosa papa presentan un desarrollo similar (Figura 43) y en agar Czapek Dox se desarrollan de manera más lenta (Figura 44).

Al microscopio y con 48 horas de desarrollo se observan los conidióforos rugosos y espinosos^{61,75}. La vesícula es redonda y las fiálides o esterigmas se presentan alrededor de toda la vesícula con disposición uni o biseriada^{61,75}. Los

conidios pueden observarse lisos o ligeramente rugosos y de forma esférica^{54,61,75} (Figura 45).

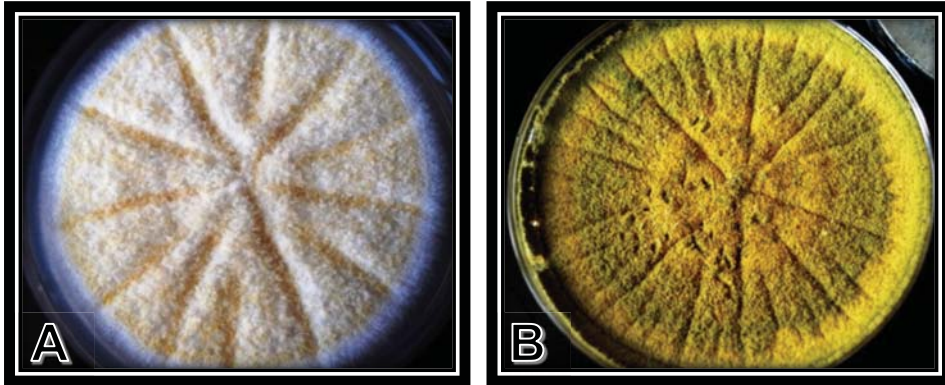


Figura 42. Cultivo de *Aspergillus flavus* en agar dextrosa Sabouraud incubado a 30°C. El tiempo de incubación es de A) 4 días y B) 7 días. En ambas fotos se puede apreciar su textura granular y el pigmento amarillo de la colonia. La colonia más joven tiene la orilla blanca y la más vieja presenta un amarillo más oscuro y tonos verdosos.

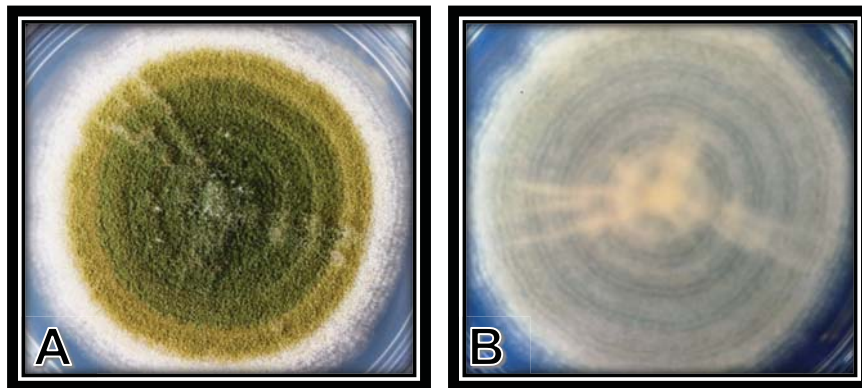


Figura 43. Cultivo de *Aspergillus flavus* en agar dextrosa papa incubado a 30°C durante 4 días. A) Colonia con orilla de color blanco, centro verde y tonos amarillentos hacia la periferia con textura granular. B) Reverso con pigmento dorado.

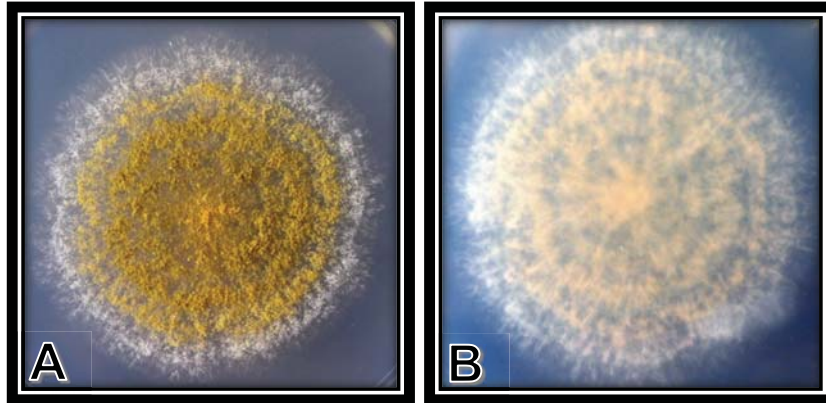


Figura 44. Cultivo de *Aspergillus flavus* en agar Czapek Dox incubado a 30°C durante 3 días. A) Colonia de color amarillo con orilla blanca y textura granular. B) Reverso de la colonia con ligero pigmento dorado.

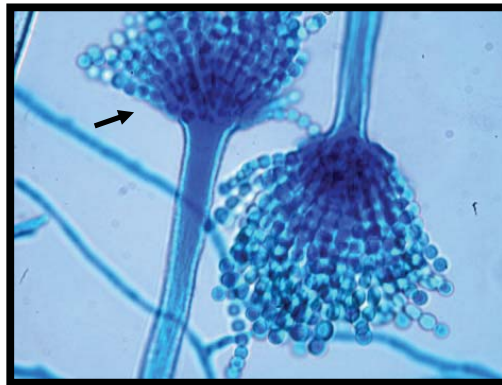


Figura 45. Cabezas conidiales de *Aspergillus flavus* teñidas con azul de lactofenol (40x). Cabeza con vesícula de forma circular, fiálides biseriadas y gran cantidad de conidios.

Aspergillus fumigatus

Es la especie del género con mayor distribución en el medio ambiente⁵⁹. Su desarrollo óptimo es a 37°C, sin embargo es considerado un hongo termotolerante porque puede desarrollarse hasta a 65°C y también puede desarrollarse con un pH de 2.1 a 8.8^{59,75}.

Sus colonias en agar dextrosa Sabouraud son azul verdosas a grisáceas, con reverso blanco a café claro y con superficie aterciopelada^{52,75} (Figura 46). En agar

dextrosa papa presentan un desarrollo diferente (Figura 47) y en agar Czapek Dox se desarrollan de manera más lenta (Figura 48).

Al microscopio, los conidióforos son cortos, de paredes lisas, la vesícula cónica o piriforme y con fiálides en sus dos tercios superiores^{61,75}. Los conidios son esféricos, y forman largas cadenas^{59,75} (Figura 49).

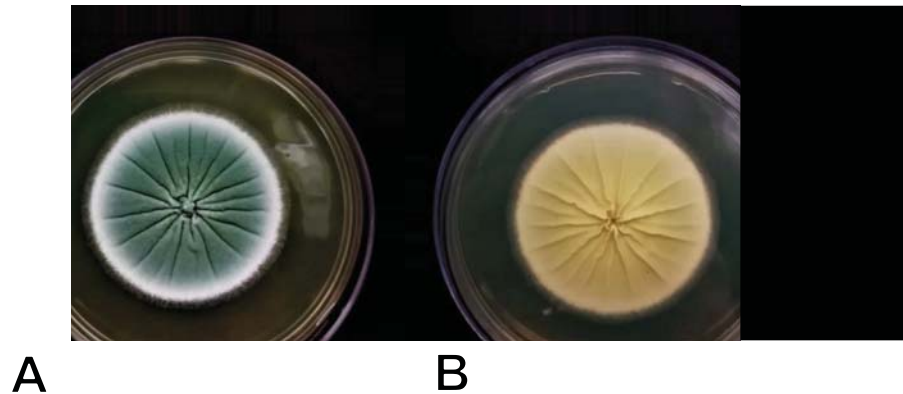


Figura 46. Cultivo de *Aspergillus fumigatus* en agar dextrosa Sabouraud incubado a 30°C durante 3 días. A) Colonia aterciopelada de color verde azul con orilla blanca. B) Reverso café claro.

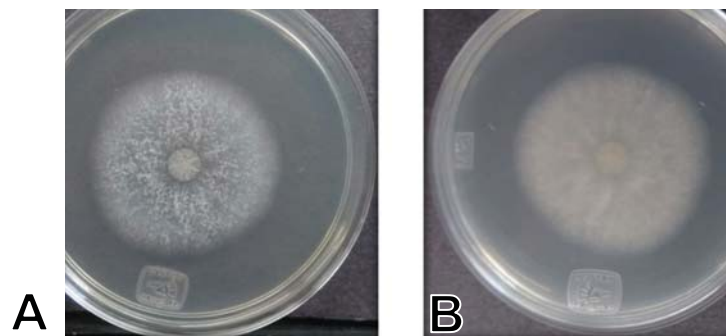


Figura 47. Cultivo de *Aspergillus fumigatus* en agar dextrosa papa incubado a 30°C durante 4 días. A) Colonia aterciopelada de color verde gris con orilla blanca. B) Reverso café claro.

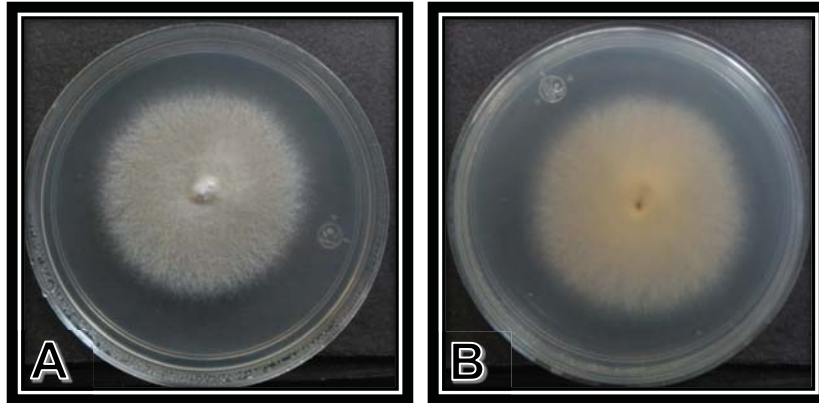


Figura 48. Cultivo de *Aspergillus fumigatus* en agar Czapek Dox incubado a 30°C durante 5 días. A) Colonia aterciopelada de color beige con orilla color blanco. B) Reverso café claro amarillento.

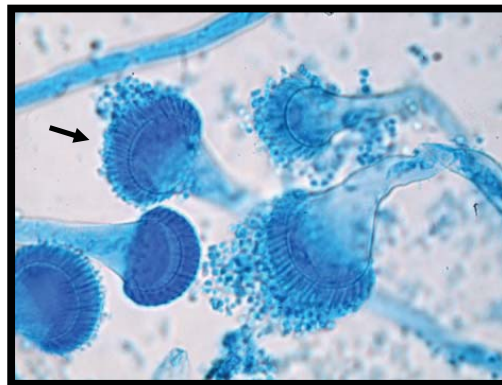


Figura 49. Cabezas conidiales de *Aspergillus fumigatus* teñidas con azul de lactofenol (40x).

Aspergillus glaucus

Es un hongo cuyo desarrollo va de 4 a 7 días, sus colonias en agar dextrosa Sabouraud son de color verde oscuro a turquesa grisáceo con áreas naranjas a amarillas en donde se producen los clesitotecios, su reverso es amarillo a café^{52,61} (Figura 50). En agar dextrosa papa presentan un desarrollo diferente (Figura 51) y en agar Czapek Dox se desarrollan lentamente (Figura 52).

Al microscopio, las vesículas son esféricas y sus fiálides cubren casi toda la vesícula, los conidios son esféricos a elipsoidales con bordes equinulados a espinosos⁶¹ (Figura 53).



Figura 50. Cultivo de *Aspergillus glaucus* en agar dextrosa Sabouraud incubado a 30°C durante 4 días. Las colonias son color amarillo verdoso con zonas naranjas en el centro.



Figura 51. Cultivo de *Aspergillus glaucus* en agar dextrosa papa incubado a 30°C durante 3 días. Colonia de color café amarillenta con orilla blanca y pigmento amarillo que difunde en el medio de cultivo.

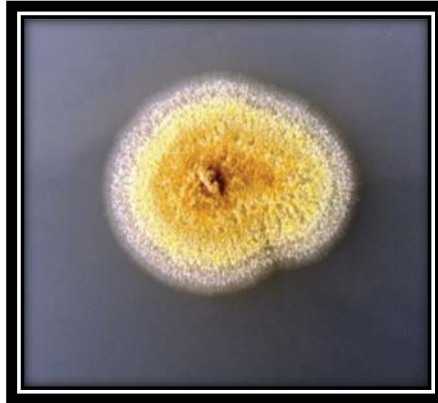


Figura 52. Cultivo de *Aspergillus glaucus* en agar Czapek Dox incubado a 30°C durante 3 días. La colonia se observa de color amarillo con centro naranja y orilla blanca.

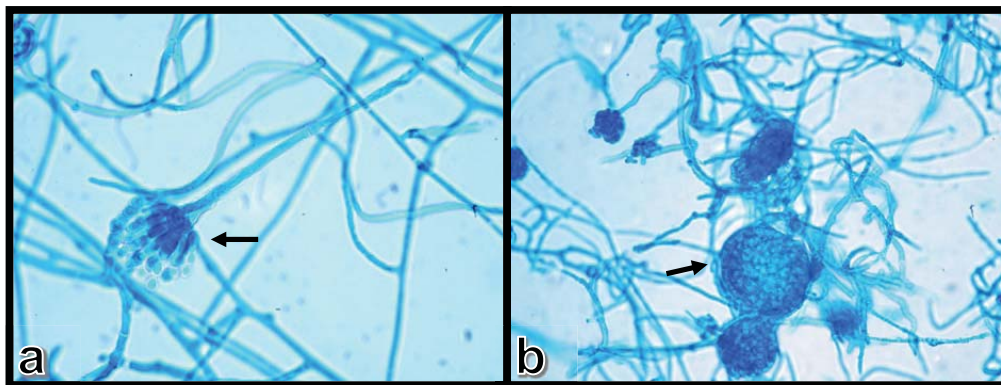


Figura 53. Cabeza conidial y cleistotecios de *Aspergillus glaucus* teñidos con azul de lactofenol (40x). a) Cabeza conidial. b) Cleistotecios.

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^{52,61}. En agar dextrosa papa presentan un desarrollo similar (Figura 54) y en agar Czapek Dox se desarrollan de una manera más lenta (Figura 55).

Sus cabezas conidiales son columnares, cortas, biseriadas y de color verde oscuro^{59,61,75}. Con conidióforos cafés, cortos y de pared lisa^{61,75}. Las vesículas son semiesféricas con métulas y fiálides en su porción superior⁶¹. Sus conidios son globosos, ásperos y de color verde^{54,61,75}. Presenta cleistotecios que son color café rojizos a negros y células de Hülle^{59,61,75} (Figura 56).

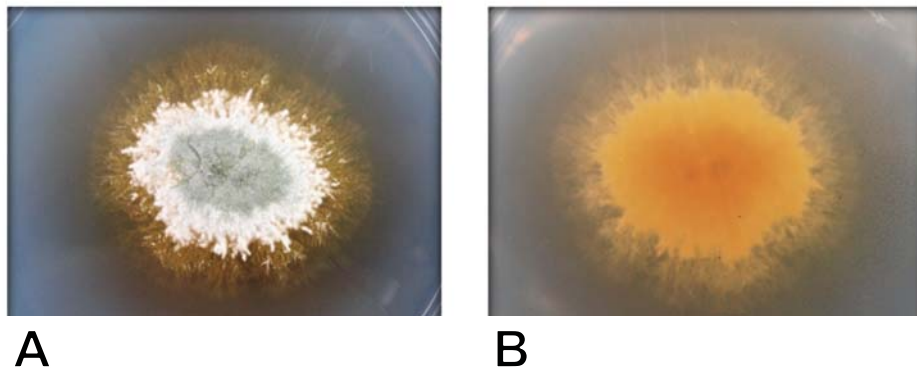


Figura 54. Cultivo de *Aspergillus nidulans* en agar dextrosa papa incubado a 30°C durante 3 días. A) Colonia de color verde grisácea con orillas blancas y pigmento café difundiendo al medio. B) Reverso de color amarillo con pigmento café que difunde en el medio.

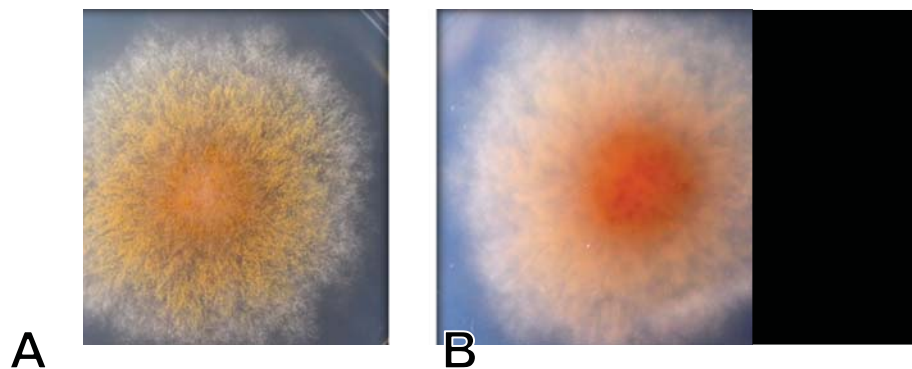


Figura 55. Cultivo de *Aspergillus nidulans* en agar Czapek Dox incubado a 30°C durante 3 días. A) Colonia de color amarillo con tonos naranjas. B) Reverso con pigmento café claro.

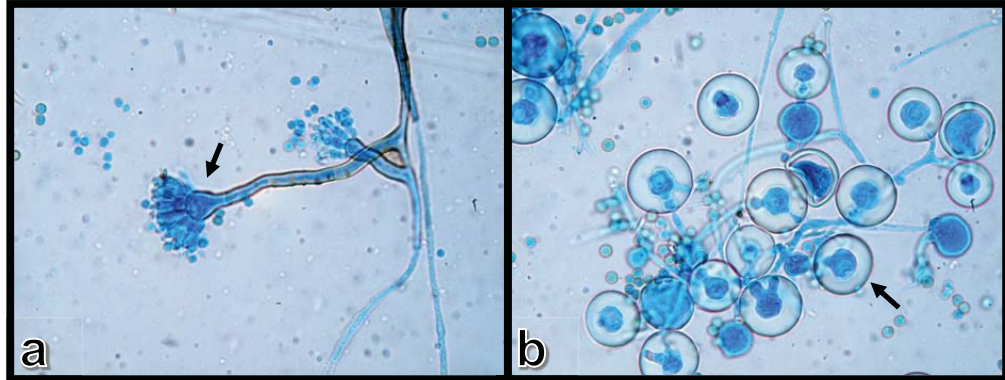


Figura 56. Cabezas conidiales y células de Hülle de *Aspergillus nidulans* teñidos con azul de lactofenol (40x). a) Cabezas conidiales. b) Células de Hülle.

Aspergillus niger

En agar dextrosa Sabouraud, al inicio del desarrollo las colonias de esta especie se observan de color amarillo a blanco, conforme empieza a esporular se observa una gran cantidad de cabezas conidiales de color café obscuro a negro, al reverso son de color blanco a amarillo^{52,61,75} (Figura 57). En agar dextrosa papa presentan un desarrollo similar (Figura 58) y en agar Czapek Dox se desarrollan de manera más lenta (Figura 59).

El micelio es hialino y las cabezas conidiales son globosas, biseriadas, de color café obscuro y radiadas^{61,75}. Los conidióforos inicialmente son hialinos y se oscurecen hacia la vesícula, las fiálides son de color café⁶¹. Los conidios son de forma circular, con pared áspera, de color café obscuro a negro^{54,75} (Figura 60).

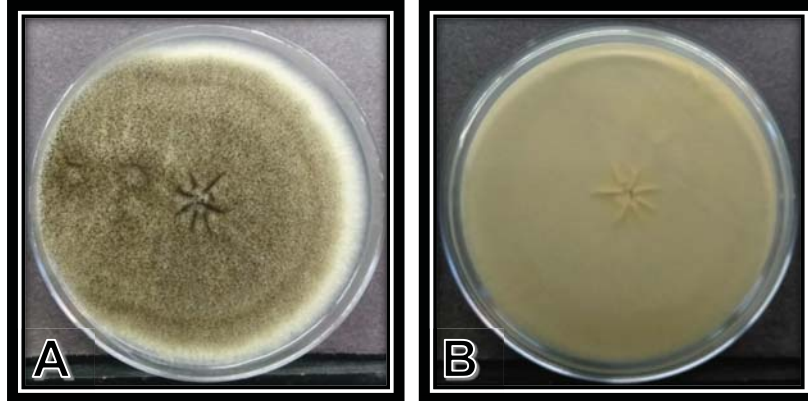


Figura 57. Cultivo de *Aspergillus niger* en agar dextrosa Sabouraud incubado a 30°C durante 4 días. A) Colonia con micelio de color blanco y gran cantidad de cabezas conidiales negras (puntos negros). B) Reverso de colonia de color blanco amarillento.

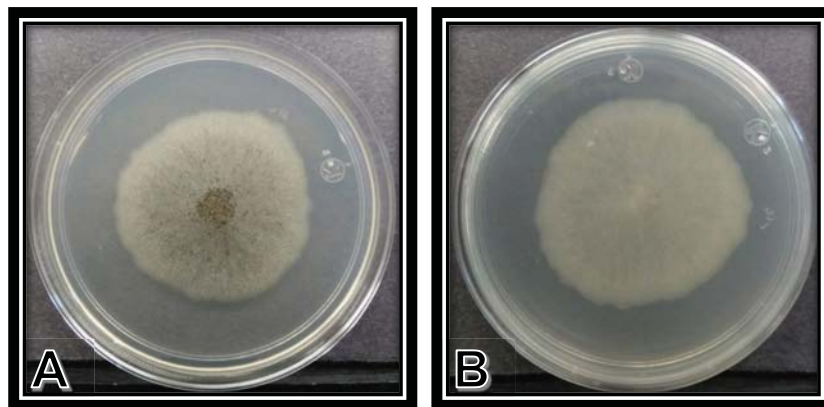


Figura 58. Cultivo de *Aspergillus niger* en agar dextrosa papa incubado a 30°C durante 4 días. A) Colonia de color blanco con cabezas conidiales en color negro (puntos negros). B) Reverso de colonia en color blanco.

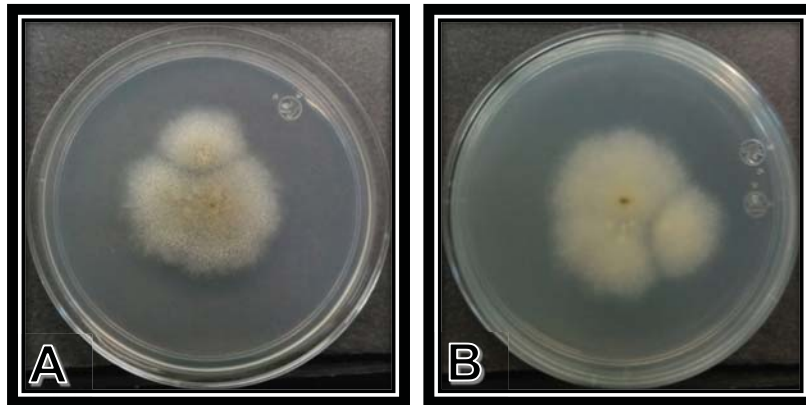


Figura 59. Cultivo de *Aspergillus niger* en agar Czapek Dox incubado a 30°C durante 4 días. A) Colonia con micelio de color blanco y textura velloso. B) Reverso de la colonia en color blanco amarillento.

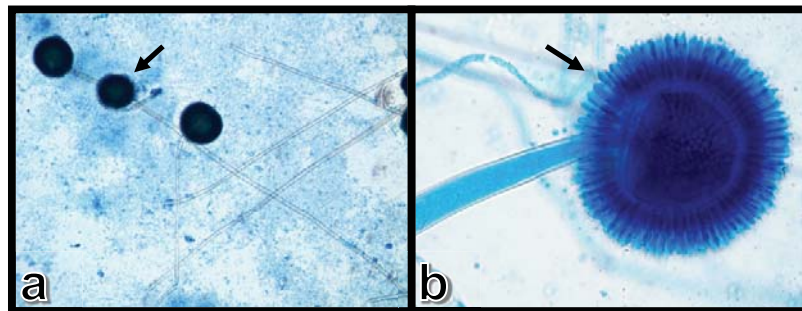


Figura 60. Cabezas conidiales de *Aspergillus niger* teñidas con azul de lactofenol. Cabezas con forma globosa y fiálides biseriadas a) 10x y b) 40x.

Aspergillus ochraceus

Sus colonias en agar dextrosa Sabouraud son de aspecto arrugado, de color crema rosáceo a casi negro oliváceo, con el reverso de color amarillo mate o café a azul turquesa⁶¹ (Figura 61). En agar dextrosa papa presentan un desarrollo similar (Figura 62) y en agar Czapek Dox se desarrollan lentamente (Figura 63).

Las cabezas conidiales son esféricas, con fiálides biseriadas que cubren toda la superficie de la vesícula⁶¹. Los conidios son esféricos, de aspecto lisos a rugosos irregulares⁶¹ (Figura 64).

Una de sus características es que se pueden observar sus esclerotes⁶¹.



Figura 61. Cultivo de *Aspergillus ochraceus* en agar dextrosa Sabouraud incubado a 30°C durante 4 días. Colonia con desarrollo radial de color amarillo, de aspecto cremoso y vellosa.

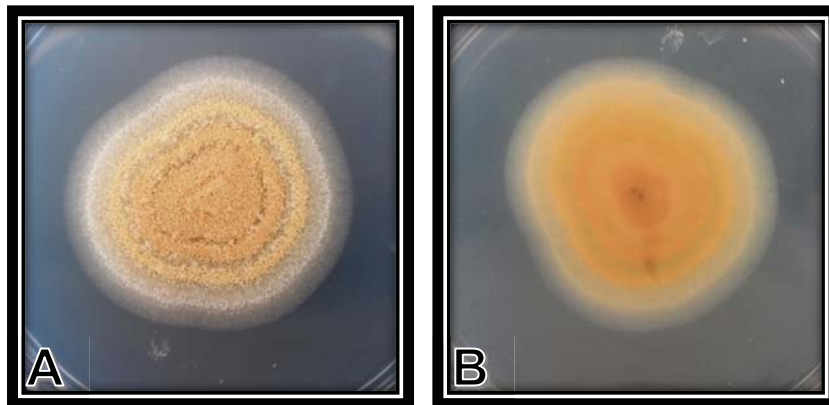


Figura 62. Cultivo de *Aspergillus ochraceus* en agar dextrosa papa incubado a 30°C durante 3 días. A) Colonia con desarrollo radial, de color café amarillento y aspecto vellosa. B) Reverso con pigmento en color café claro.

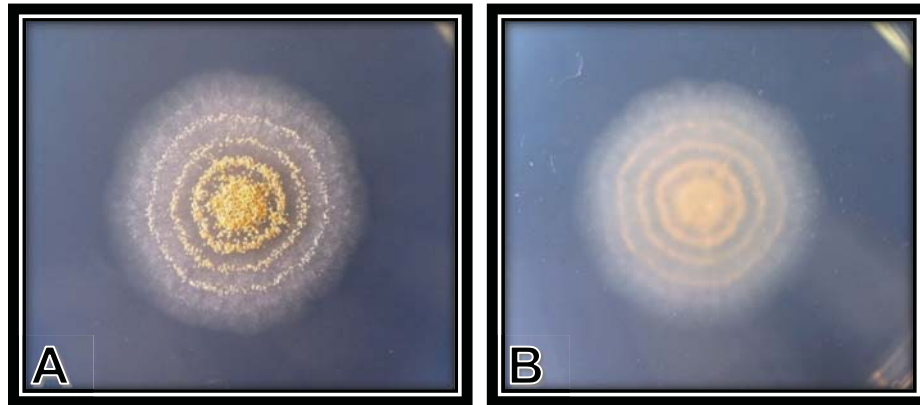


Figura 63. Cultivo de *Aspergillus ochraceus* en agar Czapek Dox incubado a 30°C durante 3 días. A) Colonia con desarrollo radial de color amarillo y aspecto vellosa. B) Reverso con pigmento café claro que difunde en el medio.



Figura 64. Cabezas conidiales de *Aspergillus ochraceus* teñidas con azul de lactofenol (40x). Cabezas de forma circular con fiálides biseriadas alrededor de la vesícula.

Aspergillus terreus

Es una especie que desarrolla sus colonias entre 2 y 4 días, termotolerante, con temperatura óptima de desarrollo entre 35 y 40°C y la máxima entre 45 y 48°C⁶¹.

Sus colonias en agar dextrosa papa son de color café claro a beige, con textura granular cuando hay producción de conidios y al reverso de color amarillo y con pigmentos amarillos que difunden al medio^{61,75} (Figura 65). En agar Czapek Dox se desarrollan lentamente (Figura 66).

Las cabezas conidiales son circulares con fiálides biseriadas^{61,75}. 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^{61,75} (Figura 67).

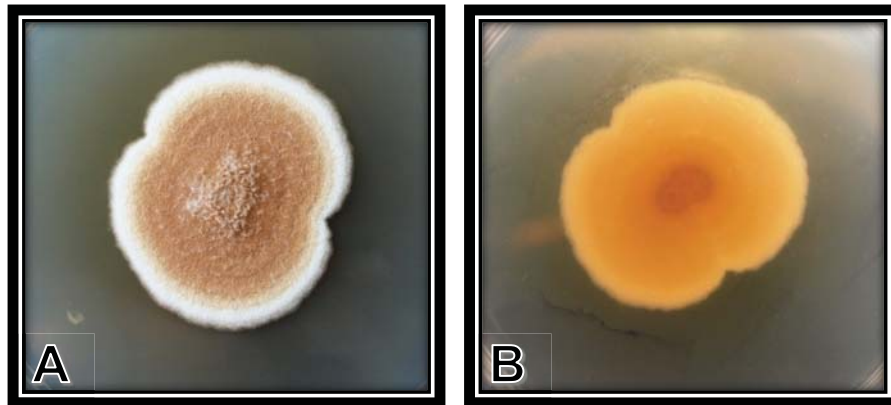


Figura 65. Cultivo de *Aspergillus terreus* en agar dextrosa papa incubado a 30°C durante 3 días. A) Colonia de color café claro con aspecto veloso, se aprecia pigmento de color amarillo soluble en el medio. B) Reverso en color amarillo con difusión de pigmento de color amarillo en el medio.

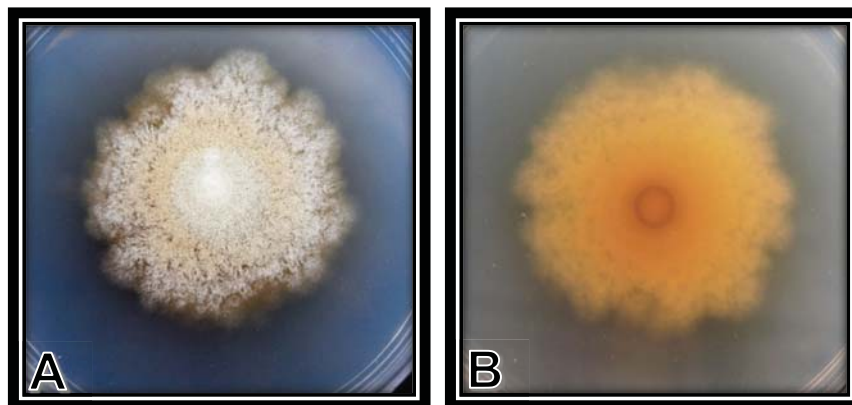


Figura 66. Cultivo de *Aspergillus terreus* en agar Czapek Dox incubado a 30°C durante 3 días. A) Colonia en color beige y aspecto veloso con pigmento amarillo que difunde en el medio. B) Reverso en color amarillo y pigmento del mismo color que difunde al medio.



Figura 67. Cabezas conidiales de *Aspergillus terreus* teñidas con azul de lactofenol (40x). Cabezas de forma redonda con fiálides biseriadas.

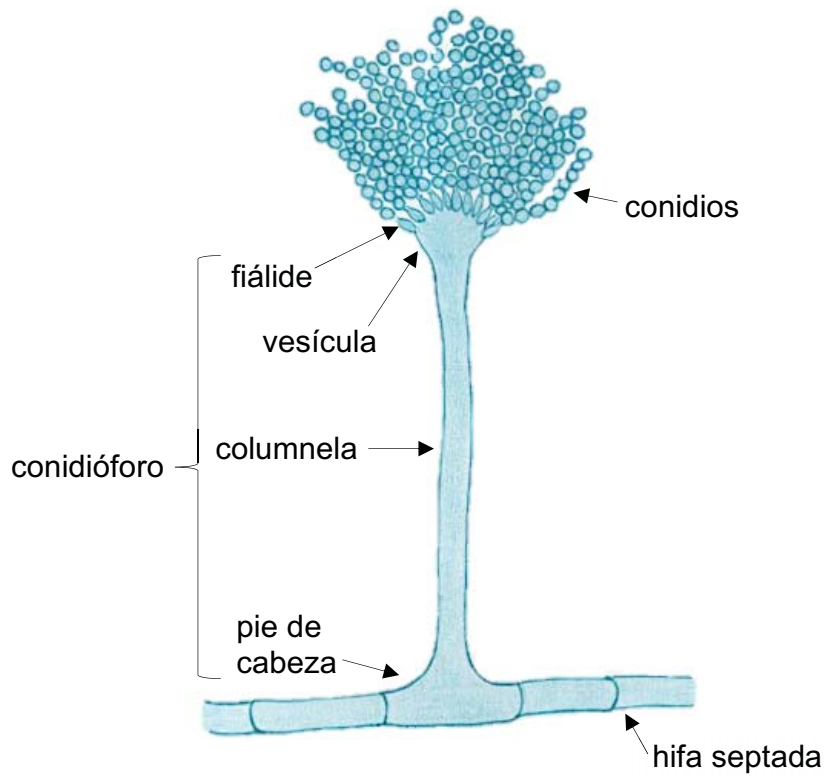


Figura 68. Componentes de la cabeza conidial de *Aspergillus* spp.

***Bipolaris* spp.**

Es un género de hongos dematiáceos con especies patógenas de plantas y patógenos oportunistas para animales, de distribución mundial y que pueden encontrarse en pastos, aire y suelo^{44,76,77,78,79}. Y también como contaminante en el laboratorio⁷⁸.

Especies frecuentes

El género cuenta con alrededor de 50 especies^{44,77,78,79}. Entre las especies patógenas y que se han reportado como causantes de feohifomicosis en animales se encuentran *Bipolaris spicifera*, *Bipolaris australiensis* y *Bipolaris hawaiiensis*^{80,81,82}. Sin embargo, estudios filogenéticos recientes han cambiado a estas especies al género *Curvularia*⁴⁴.

Especies animales afectadas

Aún cuando las micosis por este género son raras, hay reportes de micosis diseminada en perro con meningoencefalitis micótica⁸⁰, rinitis por *Curvularia hawaiiensis* (*Bipolaris hawaiiensis*) en un caballo⁸¹ y lesiones en piel en un manatí⁸² (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

Sus colonias en agar dextrosa Sabouraud se desarrollan entre 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^{4,6,44,76,77,78,79}. Al reverso la colonia tiene pigmento de color verde oscuro a negro^{6,44,78,79} (Figura 69). En agar dextrosa papa presentan un desarrollo similar (Figura 70).

Microscópicamente, al inicio del desarrollo el micelio puede observarse hialino, sin embargo conforme esporula la colonia, adquieren una tonalidad café claro, gris o negra^{77,78}. Sus hifas son septadas⁶. Los conidios son grandes, curvos y tienen forma de canoa, de huso, de pera o cilíndricos y raramente son rectos, pueden presentar de 2 y hasta 14 septos delgados de color café, con apariencia de tener una pared gruesa y que germinan por ambos polos (bipolar), produciendo dos tubos germinales y esta característica le confiere el nombre al género^{6,44,76,77,78,79} (Figuras 71 y 72).

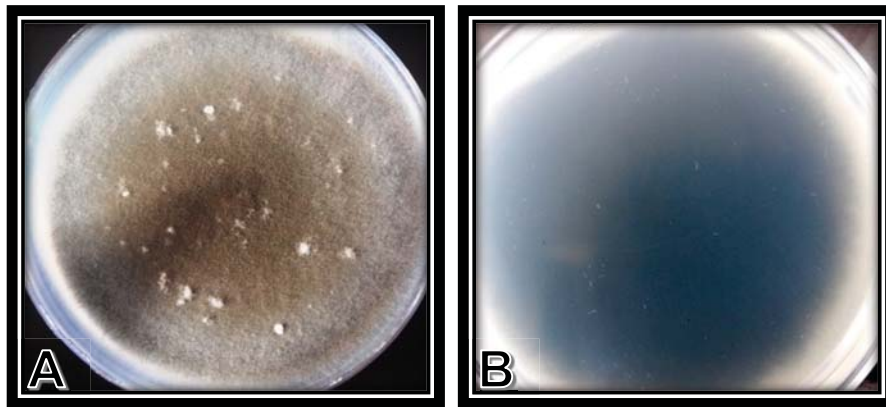


Figura 69. Cultivo de *Bipolaris* spp. en agar dextrosa Sabouraud incubado a 30°C durante 48 horas. A) Colonia de color café claro y textura algodonosa. B) Reverso en color café oscuro.

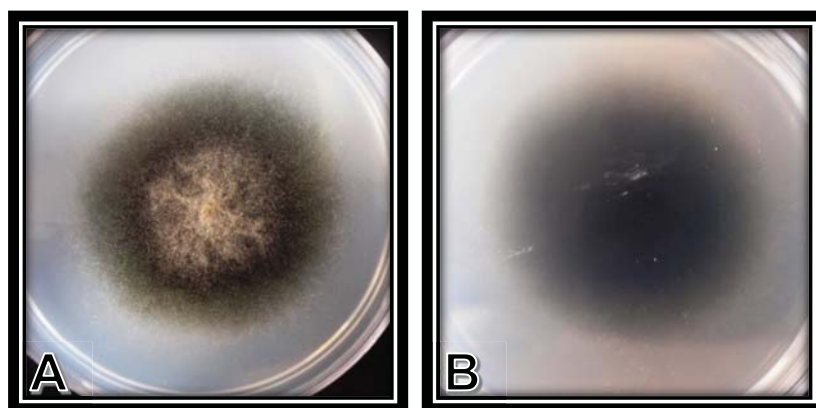


Figura 70. Cultivo de *Bipolaris* spp. en agar dextrosa papa incubado a 30°C durante 48 horas. A) Colonia de color café y orilla verde oscuro de textura vellosa. B) Reverso con color verde oscuro.



Figura 71. Conidio e hifas septadas de *Bipolaris* spp. teñidos con azul de lactofenol (40x).

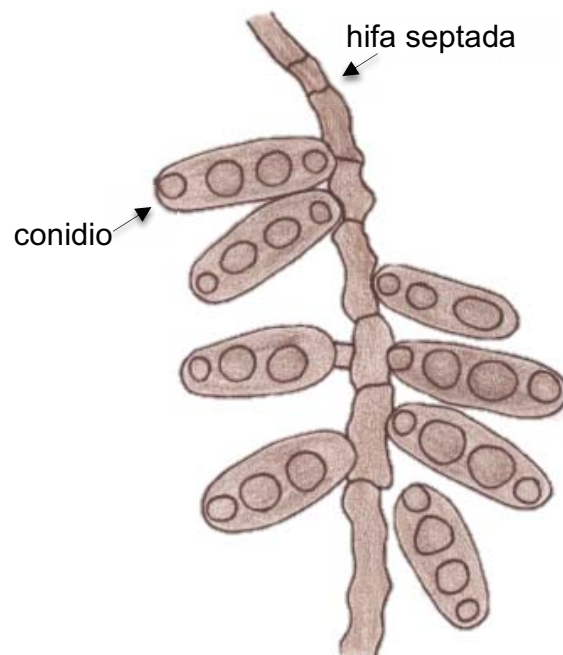


Figura 72. Estructuras microscópicas de *Bipolaris* spp.

***Cladosporium* spp.**

Es un género de hongos ubicuos en la naturaleza, de distribución mundial y pueden aislarse del suelo, materia orgánica, aire y agua^{44,83,84}. Son hongos dematiáceos⁸⁵. Pueden encontrarse como contaminantes en el laboratorio y en alimentos^{6,85}. Algunas especies son patógenos de plantas⁸⁴.

Especies frecuentes

El género *Cladosporium* cuenta con alrededor de 30 especies diferentes, siendo las más comunes: *Cladosporium cladosporoides*, *Cladosporium herbarum*, *Cladosporium oxysporum*, *Cladosporium sphareospermum* y *Cladosporium elatum*^{44,83,85}.

Especies animales afectadas

En animales sanos, se ha aislado de la cavidad nasal en perros⁵⁰, conjuntiva de caballos⁴⁹ y caparazón de tortugas⁵¹. Se han reportado casos de micosis en perros^{50,86,87}, en un panda⁸⁸ y se ha aislado del caparazón de tortugas⁵¹ (Cuadro 9).

El género *Cladosporium* también produce las micotoxinas emodina y cladosporina que pueden entrar al organismo por ingestión, inhalación o por contacto⁸⁴.

Cuadro 9. Manifestaciones clínicas de *Cladosporium* spp. en animales domésticos y silvestres.

Especie animal	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 se desarrollan por completo en 7 días con un color verde oliváceo a café negruzco o grises, de apariencia aterciopelada o lanosas y que con la producción de conidios se vuelven polvosas^{6,44,83} (Figura 73). El reverso es de color negro oliváceo^{6,83}. En agar dextrosa papa presentan un desarrollo similar (Figura 74) y en agar Czapek Dox se desarrollan de manera más lenta (Figura 75).

Sus hifas son septadas y oscuras, los conidióforos son ramificados, usualmente producen una o más cadenas de conidios^{6,85}. Los conidios son redondos a ovalados, de paredes lisas, que forman cadenas ramificadas (apariencia de árbol)^{6,44} (Figuras 76 y 77).

La mayoría de las cepas no se desarrollan a 37°C^{6,85}.

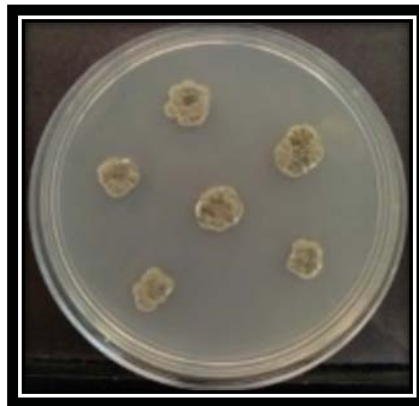


Figura 73. Cultivo de *Cladosporium* spp. en agar dextrosa Sabouraud incubado a 30°C durante 5 días. Colonias de color verde olivo y apariencia aterciopelada.

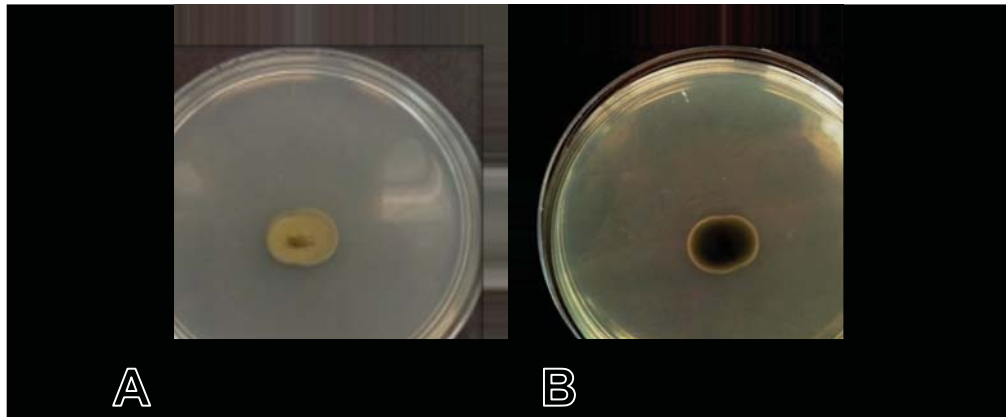


Figura 75. Cultivo de *Cladosporium* spp. en agar Czapek Dox incubado a 30°C durante 5 días. Colonia de color verde olivo y apariencia aterciopelada.
B) Reverso en color negro olivo.



Figura 75. Cultivo de *Cladosporium* spp. en agar Czapek Dox incubado a 30°C durante 5 días. Colonia de color verde olivo y apariencia aterciopelada.

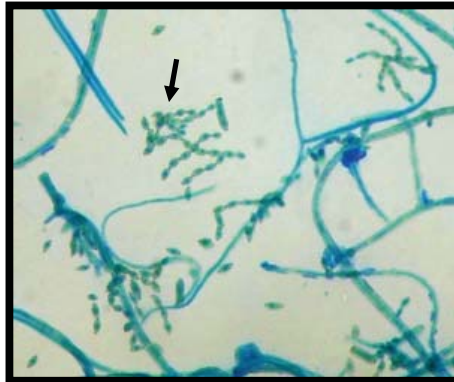


Figura 76. Conidios de *Cladosporium* spp. teñidos con azul de lactofenol, de forma ovalada y paredes lisas agrupados en cadenas ramificadas (40x).

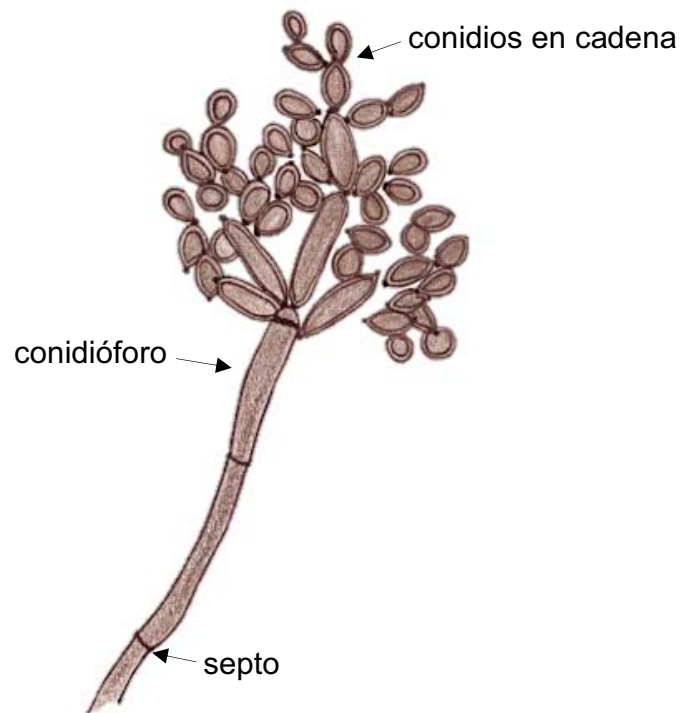


Figura 77. Estructuras microscópicas de *Cladosporium* spp.

***Fusarium* spp.**

Es un género ampliamente distribuido en el suelo y las plantas^{44,89,90}. Muchas especies son patógenos de plantas^{6,90}. Algunas especies son patógenos oportunistas y otras son productoras de micotoxinas^{44,89,90}.

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*⁹⁰.

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*⁹¹.

Especies animales afectadas

Las especies del género *Fusarium* afectan diversas zonas anatómicas de los animales domésticos, por ejemplo, causando problemas oculares, onicomycosis y dermatomycosis⁹², pododermatitis en un gato⁹³, onicomycosis en un perro⁹⁴, micosis en bolsas gurgutales⁶³ y conjuntiva de un caballo sano⁴⁹. En especies marinas se ha reportado como causante de dermatitis en un león marino sudamericano⁹⁵, en necrosis cuticular en camarones⁹⁶, en tortugas con y sin lesiones superficiales⁵¹, dermatitis y micosis diseminada en caballitos estriados de mar⁹⁷, así como branquitis y lesiones en caparazón de cacerolas de mar⁹⁸ (Cuadro 10).

Cuadro 10. Manifestaciones clínicas de *Fusarium* spp. en animales domésticos y silvestres.

Especie animal	Localización, lesión o patología	Especie de <i>Fusarium</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	

Espece animal	Localización, lesión o patología	Espece de <i>Fusarium</i>
Gato	Pododermatitis	<i>Fusarium proliferatum</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>

Sin embargo, y 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, ya que contaminan el alimento de los animales^{14,46}. Las toxinas producidas por el género *Fusarium* son^{91,99}:

- Ácido fusárico
- Acuminatum
- Aurofusarina
- Beauvericina
- Butenolida
- Ciclonerodiol
- Ciclonerotriol
- Clamidosporol
- Culmorina
- Eniatinas
- Equisetina
- Fumonisinias
- FB1
- FB2
- FB3
- Fusaproliferina
- Fusarinas
- Fusarocromanona
- Moniliformina
- Naftoquinonas
- Tricotecenos
- Toxina T-2
- Diacetoxiscipenol
- Deoxinivalenol o vomitoxina
- Nivalenol
- Zearalenona

De la lista anterior, las micotoxinas más reportadas son:

Las fumonisinias, que contaminan cereales, en general tienen efectos carcinogénicos pero los caballos son muy sensibles a la FB1 con efectos neurotóxicos o hepatotóxicos^{91,99,100}.

Los tricotecenos son toxinas gastrointestinales, genéticas dermatotóxicas, inmunotóxicas y hematotóxicas^{91,99,100}.

La zearalenona tiene un efecto estrogénico y aunque varias especies de *Fusarium* la producen, *Fusarium graminearum* es la principal especie causante de efectos estrogénicos en animales de producción^{91,99,100}.

Características macroscópicas y microscópicas de identificación

Las colonias en agar dextrosa Sabouraud se desarrollan en 2 a 4 días y son de colores pálidos o brillantes, dependiendo de la especie pueden ser blancas, crema, café claro, salmón, canela, amarillas, rojas, violetas o moradas^{4,6,44,89,90}. Son de textura y apariencia algodonosas, planas y extendidas⁸⁹. El reverso puede ser no pigmentado, de color café claro, rojo, morado oscuro o café^{6,89} (Figura 78). En agar dextrosa papa presentan un desarrollo similar (Figura 79).

Sus hifas son hialinas y septadas, desarrolla dos tipos de conidióforos, unos que producen macroconidios y otros que producen microconidios^{6,89}. Los macroconidios tienen forma de huso, hoz o canoa, son hialinos y cuentan de 3 a 5 septos^{6,44,89,90}. Los microconidios son uni o bicelulares y piriformes, fusiformes u ovalados^{4,6,44,89,90}. Algunas especies producen clamidoconidios^{4,6,44,89,90} (Figuras 80 y 81).

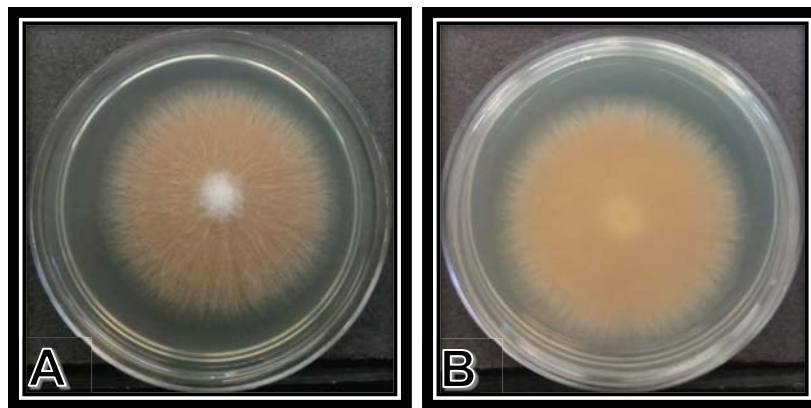


Figura 78. Cultivo de *Fusarium* spp. en agar dextrosa Sabouraud incubado a 30°C durante 4 días. A) Colonia extendida con aspecto algodonoso y en color naranja. B) Reverso de la colonia color naranja.

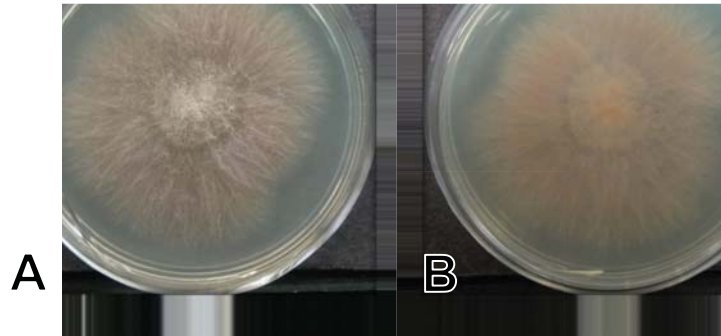


Figura 79. Cultivo de *Fusarium* spp. en agar dextrosa papa incubado a 30°C durante 5 días. A) Colonia extendida y plana con aspecto lanoso en color rosado. B) Reverso de la colonia en color rosado.

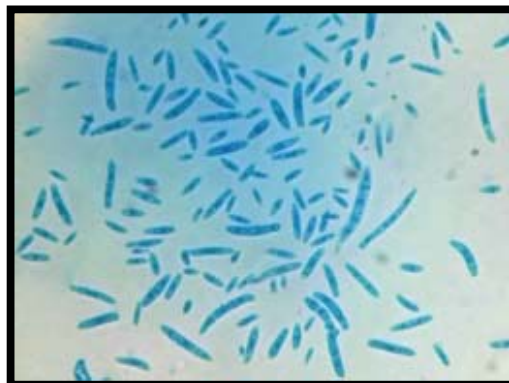


Figura 80. Macroconidios y microconidios de *Fusarium graminearum* teñidos con azul de lactofenol (40x).

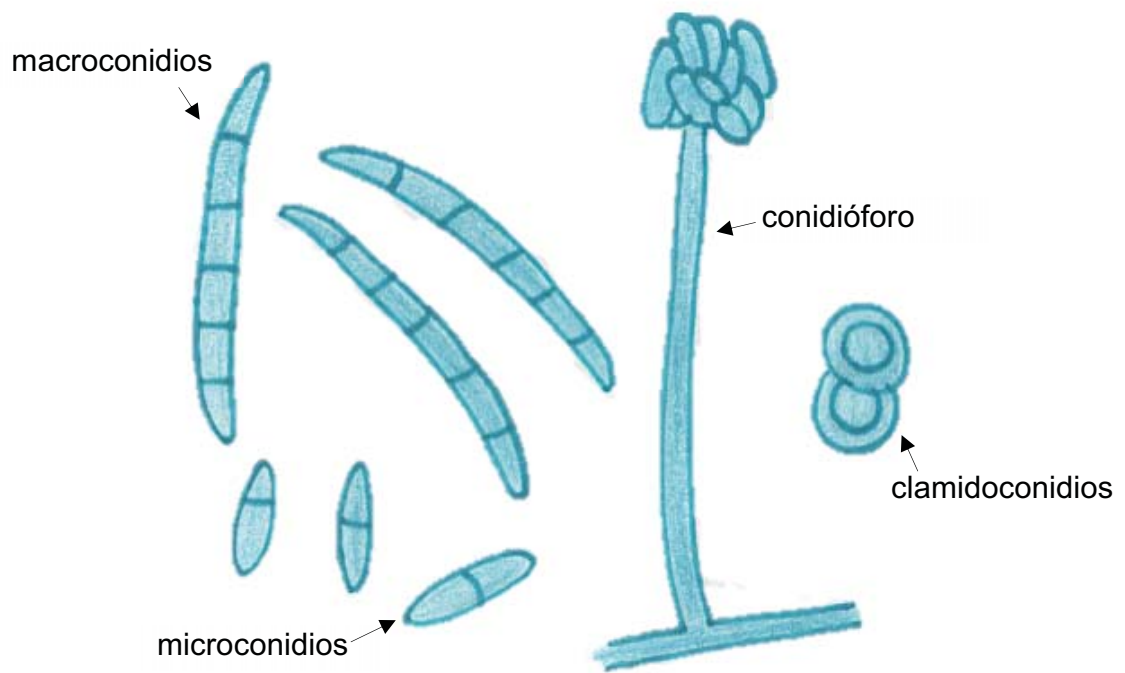


Figura 81. Estructuras microscópicas de *Fusarium* spp.

Geotrichum spp.

Género micótico de distribución mundial, puede aislarse del suelo, aire, agua, aguas residuales, leche, productos lácteos, ensilados, plantas, cereales y aparato digestivo de mamíferos^{44,101,102}.

Especies micóticas involucradas

La especie más común es *Geotrichum candidum*¹⁰². Otras especies son *Geotrichum clavatum* (*Saprochaete clavata*) y *Geotrichum fici*¹⁰².

Relevancia clínica

En animales domésticos sanos se ha aislado de la conjuntiva ocular de caballos⁴⁹, de aparato reproductor de yeguas¹⁰³ y de leche de borrega¹⁰⁴. Como causante de micosis se ha reportado en aborto bovino¹⁰⁵, dermatomicosis en caballos^{106,107}, tonsilitis en un cerdo destetado¹⁰⁸ (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	
Borrega (sana)	Leche	<i>Geotrichum</i> spp.
Caballo	Conjuntiva ocular sana	

Estructuras macroscópicas y microscópicas de identificación

Sus colonias en agar dextrosa Sabouraud se desarrollan entre 2 y 4 días, son de aspecto plano, secas y finamente aterciopeladas o húmedas y levaduriformes, de color blanco a crema, el reverso es no pigmentado^{6,44,101,102} (Figura 82). En agar dextrosa papa presentan un desarrollo similar (Figura 83) y en agar Czapek Dox se desarrollan de manera más lenta (Figura 84).

Presenta hifas verdaderas que son hialinas y septadas y se fragmentan para formar cadenas de arthroconidios, estos son unicelulares, rectangulares con las puntas redondeadas y asemejan un barril^{6,44,101,102} (Figuras 85 y 86). Aún cuando la apariencia de la colonia es levaduriforme, no producen blastoconidios¹⁰¹.

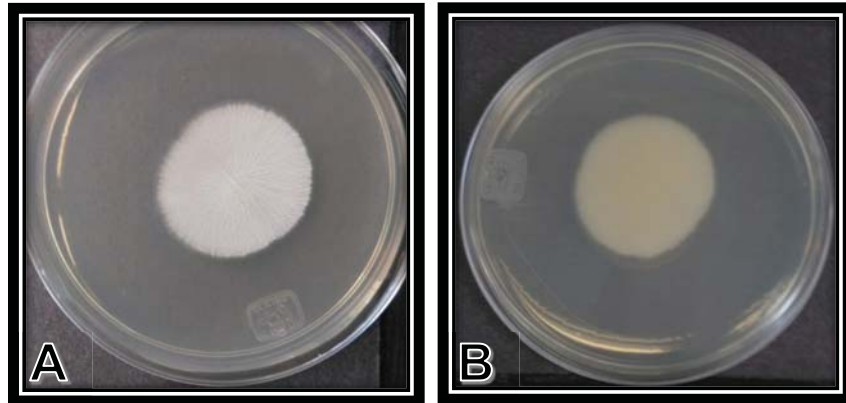


Figura 82. Cultivo de *Geotrichum candidum* en agar dextrosa Sabouraud incubado a 30°C durante 4 días. A) Colonia plana de color blanco. B) Reverso de la colonia sin pigmento.

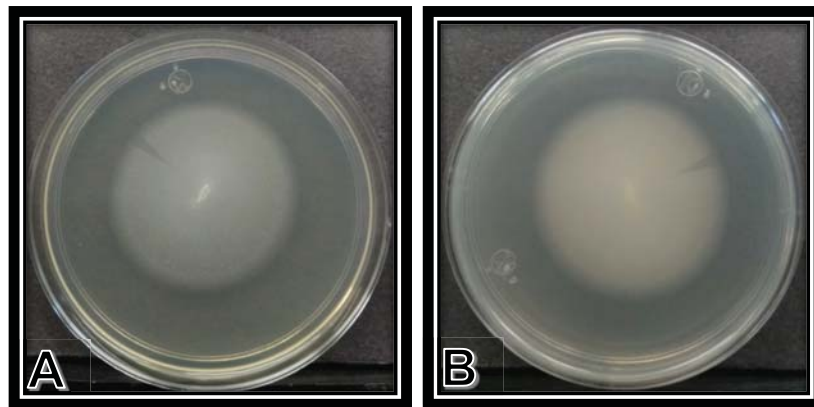


Figura 83. Cultivo de *Geotrichum candidum* en agar dextrosa papa incubado a 30°C durante 4 días. A) Colonia plana de color blanco. B) Reverso de la colonia de color blanco.

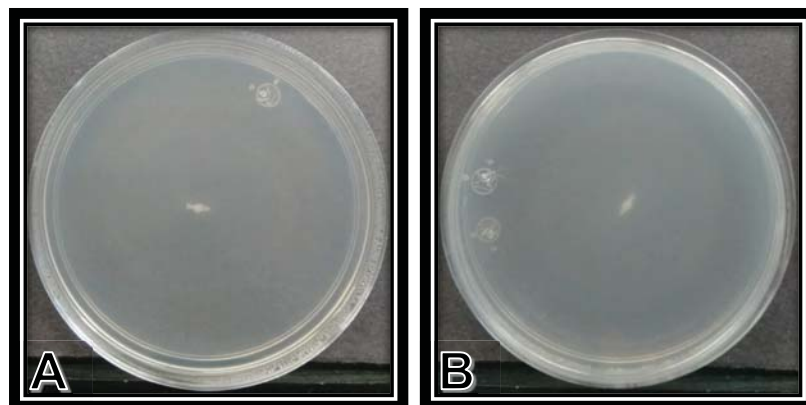


Figura 84. Cultivo de *Geotrichum candidum* en agar Czapek Dox incubado a 30°C durante 4 días. En este medio puede apreciarse el lento desarrollo del hongo, siendo casi imperceptible.



Figura 85. Arthroconidios rectangulares con orillas redondeadas de *Geotrichum candidum* teñidos con azul de lactofenol (40x).

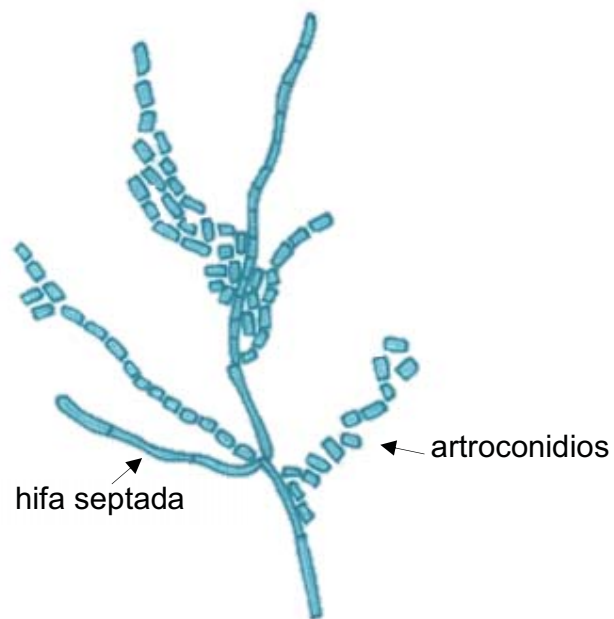


Figura 86. Hifas y arthroconidios de *Geotrichum* spp.

***Lichtheimia* spp. (*Absidia* spp.)**

Es un hongo ubicuo, saprófito de distribución mundial^{6,109,110}. Se puede encontrar en vegetales, frutas en descomposición, en el suelo y como contaminante en el laboratorio^{6,109,110,111}.

Especies frecuentes

El género tiene varias especies que se caracterizan por ser termotolerantes, entre ellas *Lichtheimia corymbifera*, *Lichtheimia ramosa*, *Lichtheimia ornata*, *Lichtheimia hyalospora* y *Lichtheimia sphaerocystis*¹¹⁰.

Por métodos moleculares se ha determinado al complejo *Lichtheimia corymbifera*, que incluye tres especies: *Lichtheimia corymbifera*, *Lichtheimia ramosa* y *Lichtheimia ornata*^{6,111}.

Especies animales afectadas

Este género micótico se ha visto involucrado en casos de aborto micótico^{109,112,113} y enfermedades gastrointestinales en vacas¹⁰⁹. También se ha reportado mucormicosis en un becerro con lesiones en mucosa nasal, nervios olfatorios, bulbo olfatorio y abomaso¹¹⁴ (Cuadro 12).

Cuadro 12. Manifestaciones clínicas de *Lichtheimia* spp. en animales domésticos.

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 se desarrollan en 12 a 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^{6,44,111} (Figura 87). En agar dextrosa papa presentan un desarrollo similar (Figura 88) y en agar Czapek Dox se desarrollan de manera más lenta (Figura 89).

Es una especie termotolerante, la temperatura óptima para su desarrollo es entre 35 y 37°C, con temperaturas máximas de 45 a 50°C^{6,44,111}. 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^{6,44,111}. Presenta rizoides escasos (hifas que asemejan raíces)^{44,111}. Sus esporangios son relativamente pequeños y piriformes con columnela cilíndrica o semicircular y apófisis pronunciada^{6,44,111}. Cuando se disuelve la pared del esporangio permanece un collarite⁶. Sus esporangioconidios son redondos a ovales, hialinos a grises y de pared lisa^{6,44,111} (Figuras 90 y 91).

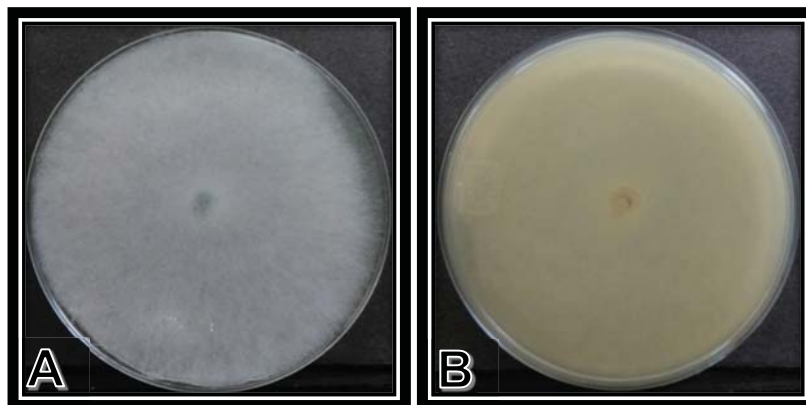


Figura 87. Cultivo de *Lichtheimia corymbifera* en agar dextrosa Sabouraud incubado a 30°C durante 5 días. A) Colonia de color blanco con apariencia lanuda. B) Reverso de la colonia no pigmentado.



Figura 88. Cultivo de *Lichtheimia corymbifera* en agar dextrosa papa incubado a 30°C durante 5 días. Colonia de color blanco gris con aspecto lanudo.

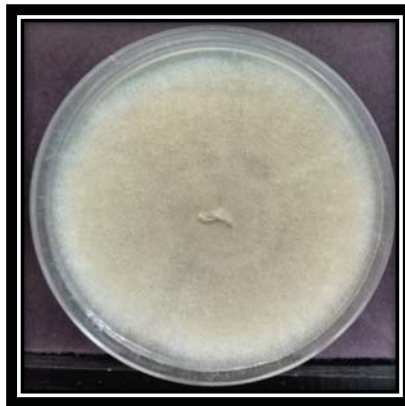


Figura 89. Cultivo de *Lichtheimia corymbifera* en agar Czapek Dox incubado a 30°C durante 5 días. Colonia en color blanco gris.



Figura 90. Esporangio piriforme e hifas no septadas de *Lichtheimia corymbifera* teñidos con azul de lactofenol (40x).

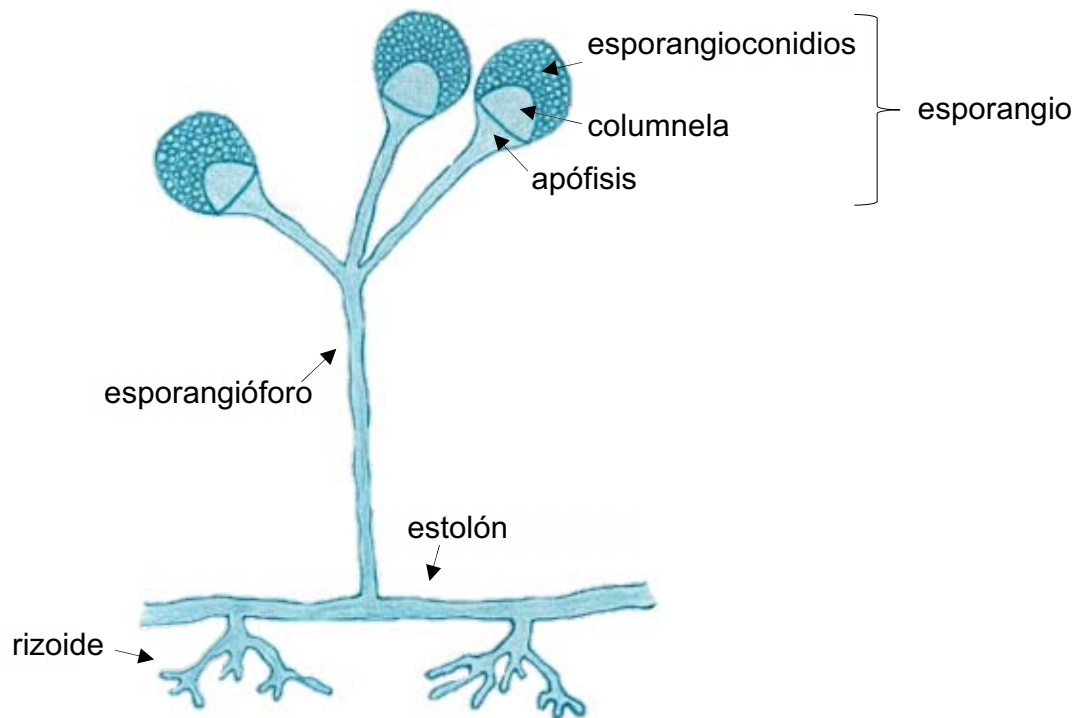


Figura 91. Estructuras microscópicas de *Lichtheimia* spp.

***Microsporum* spp.**

Este género micótico pertenece al grupo de los dermatofitos. Los dermatofitos son hongos capaces de degradar la queratina⁷. De acuerdo a su principal hábitat se clasifican en: a) zoofílicos, cuando se aíslan principalmente de animales, b) antropofílicos, aislados de humanos y c) geofílicos, aislados 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 dermatomicosis y son micosis superficiales que afectan cualquier parte del cuerpo y son de carácter zoonótico¹¹⁵.

Especies frecuentes

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

De acuerdo con análisis filogenéticos especies como *Microsporum gypseum* y *Microsporum nanum*, han sido relocalizadas al género *Nannizzia*, al igual que *Microsporum gallinae*, hoy denominado *Lophophyton gallinae*^{44,116,117}.

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^{7,115}. Este tipo de infecciones son comunes en animales de compañía, de producción y en fauna silvestre¹¹⁵.

Microsporum canis es frecuentemente aislado de perros y gatos, los gatos son considerados reservorios del hongo y también afecta a caballos¹¹⁵. En el caso de esta especie, se ha reportado a *Microsporum canis* disgónico, haciendo referencia a aislados con mutaciones que se ven reflejadas en su morfología macroscópica y microscópica. Los macroconidios se observan deformados en comparación a los macroconidios de un *Microsporum canis* normal¹¹⁸.

Lophophyton gallinae (*Microsporum gallinae*) provoca dermatofitosis aviar y las lesiones pueden observarse en cresta y papada¹¹⁵.

Estructuras macroscópicas y microscópicas de identificación

Son hongos de hifas septadas⁴⁴. Las especies de este género producen macro y microconidios aunque no siempre estén presentes ambos⁴⁴. Los macroconidios son fusiformes, tienen varios septos y pared gruesa y áspera⁴⁴. Y los microconidios son en forma de mazo y unicelulares^{44,119}.

Microsporum canis

Dermatofito zoofílico de distribución mundial^{44,115,117,120}.

Las colonias de *Microsporum canis* se desarrollan en agar dextrosa Sabouraud en promedio de 4 a 7 días a 30°C¹¹⁹. Las colonias son planas, algodonosas, de color blanco, con pigmento amarillo o café dorado al reverso, aunque puede haber cepas no pigmentadas^{4,7,44,117} (Figura 92). En Dermatophyte Test Medium (DTM) cambia de color el medio al desarrollarse (Figura 93) y en agar Czapek Dox se desarrolla de una manera más lenta (Figura 94).

Al microscopio los macroconidios son fusiformes con una gran cantidad de septos, que van desde 5 a 14 septos, donde la parte externa contiene espículas que dan la apariencia de una pared espinosa^{4,7,44,117,119}. Los microconidios son piriformes y escasos^{44,117,119} (Figuras 95 y 103).

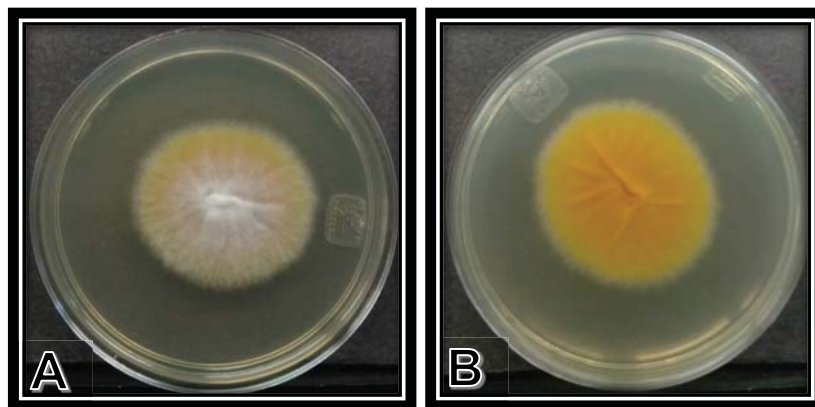


Figura 92. Cultivo de *Microsporum canis* en agar dextrosa Sabouraud incubado a 30°C durante 7 días. A) Colonia con apariencia algodonosa de color blanco al centro y extremos en color amarillo. B) Reverso con pigmento amarillo característico de esta especie.

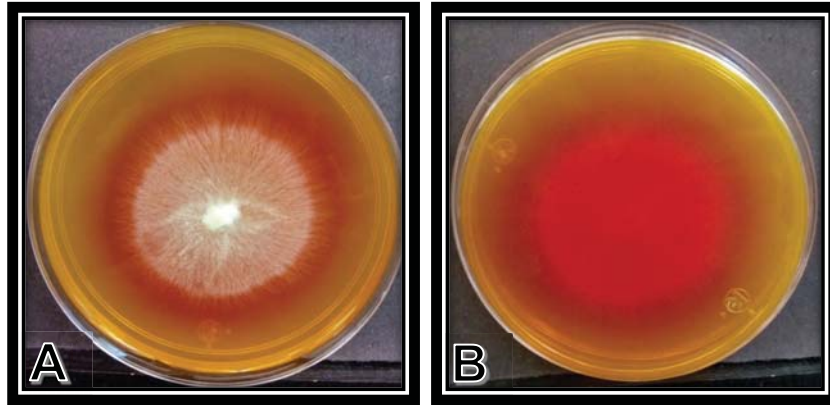


Figura 93. Cultivo de *Microsporum canis* en DTM (Dermatophyte Test Medium) incubado a 30°C durante 10 días. A) Colonia vellosa de color blanco. B) Reverso donde se aprecia el cambio de color del medio a rojo por modificación del pH.

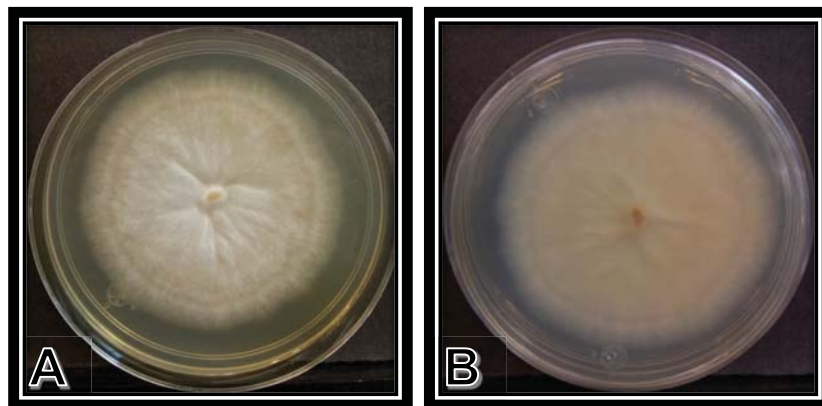


Figura 94. Cultivo de *Microsporum canis* en agar micobiótico incubado a 30°C durante 10 días. A) Colonia de apariencia algodonosa y color blanco. B) Reverso en color blanco con ligero pigmento amarillento.

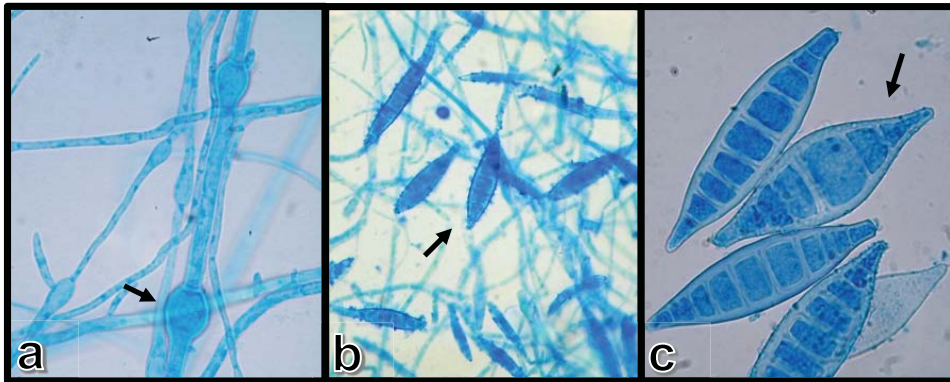


Figura 95. Estructuras de *Microsporium canis* teñidos con azul de lactofenol. a) Clamidoconidios (40x). b) Macroconidios fusiformes septados (40x). c) Macroconidios (100x).

***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 orillas¹¹⁷ (Figura 96).

Al microscopio, se observan macroconidios deformes¹¹⁸ (Figura 97).

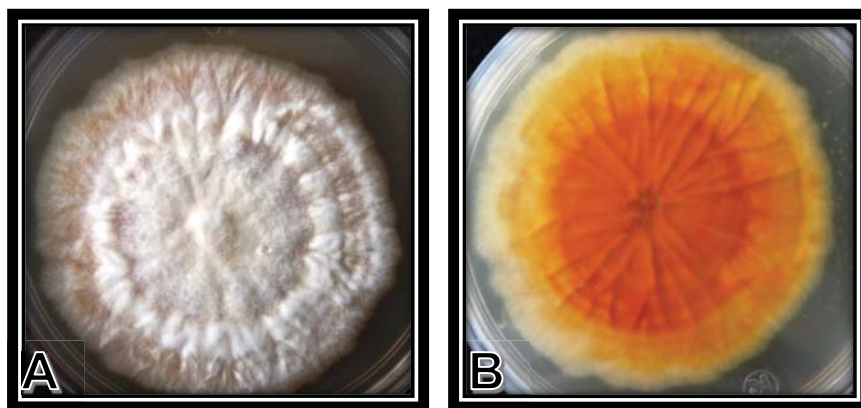


Figura 96. Cultivo de *Microsporium canis* disgónico en agar microbiótico incubado a 30°C durante 14 días. A) Colonia con apariencia algodonosa de color blanco. B) Reverso de la colonia con pigmento amarillo característico.



Figura 97. Macroconidios deformes y alargados de *Microsporum canis* disgónico teñidos con azul de lactofenol (40x).

Nannizzia gypsea (Microsporum gypseum)

Dermatofito geofílico de distribución mundial^{44,117,120}. Sus colonias en agar dextrosa Sabouraud se desarrollan aproximadamente en 5 días, 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^{4,7,44,119} (Figura 98). En agar micobiótico presentan un desarrollo diferente (Figura 99).

Al microscopio, presentan abundantes macroconidios elipsoidales, simétricos, de pared delgada, ligeramente rugosos, con un extremo redondeado y un promedio de 5 a 6 septos^{4,7,44,119}. Los microconidios son escasos y piriformes o con forma de mazo^{44,119} (Figura 100).

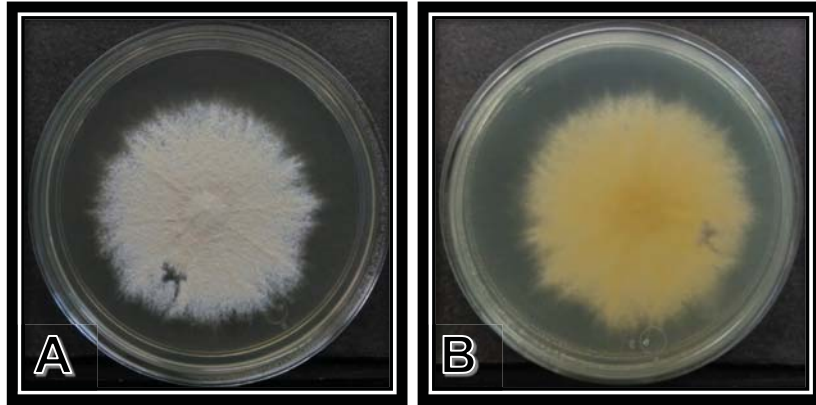


Figura 98. Cultivo de *Nannizzia gypsea* (*Microsporium gypseum*) en agar dextrosa Sabouraud incubado a 30°C durante 11 días. A) Colonia granular de color beige. B) Reverso de la colonia con ligero color amarillo.

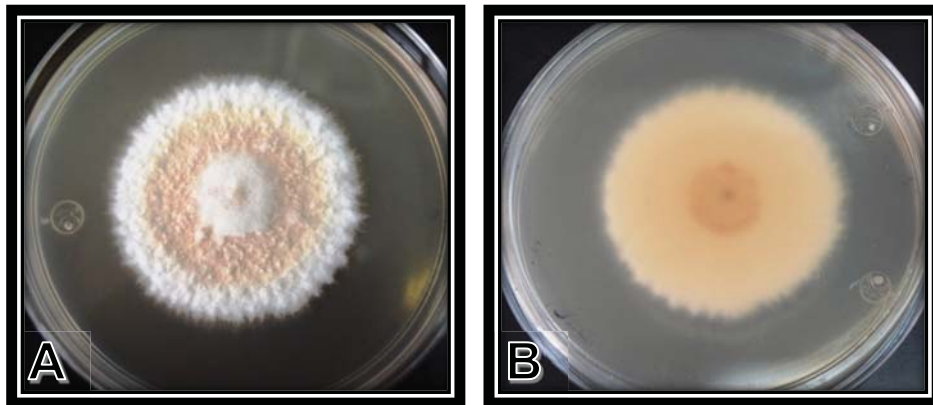


Figura 99. Cultivo de *Nannizzia gypsea* (*Microsporium gypseum*) en agar micobiótico incubado a 30°C durante 7 días. A) Colonia granular con centro café claro y orilla blanca. B) Reverso de la colonia en color café claro.



Figura 100. 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^{117,120,121}. Sus colonias son de apariencia plana, de color blanco a beige oscuro, de consistencia algodonosa o polvosa, a veces con surcos en la superficie^{4,117,119} (Figura 101).

Al microscopio los macroconidios son piriformes u ovoides, con uno a dos septos^{4,117,119}. Los microconidios son escasos o ausentes, cuando están presentes son piriformes o con forma de mazo¹¹⁹ (Figura 102).



Figura 101. Cultivo de *Nannizzia nana* (*Microsporium nanum*) en agar dextrosa Sabouraud durante 4 días a 30°C. Colonia algodonosa de color beige con orilla blanca y ligeros surcos en su superficie.

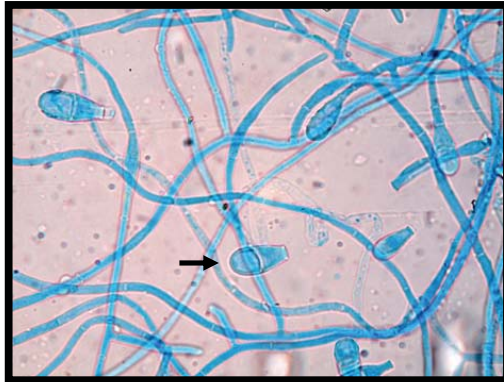


Figura 102. Macroconidios piriformes con un septo de *Nannizzia nana* (*Microsporium nanum*) teñidos con azul de lactofenol (40x).

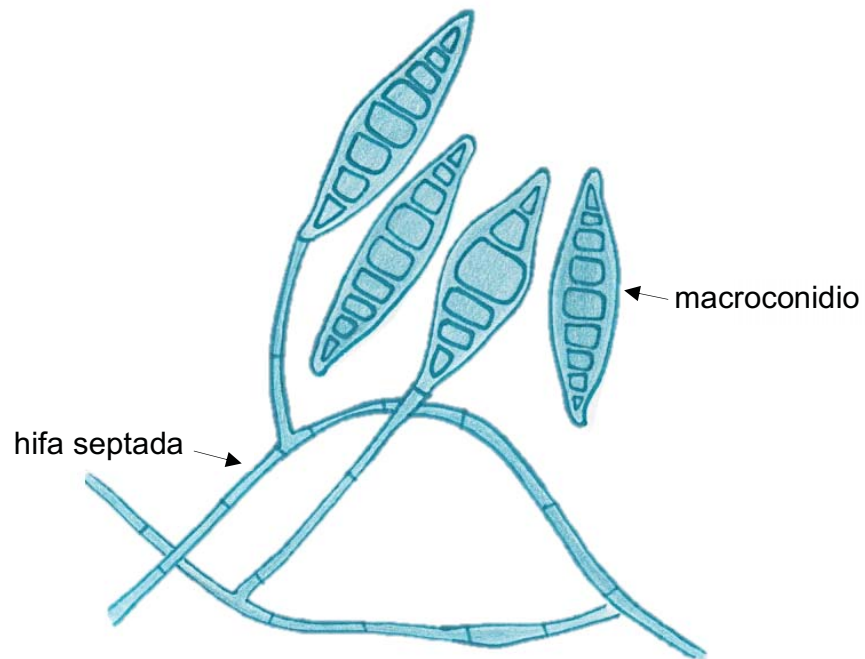


Figura 103. Estructuras microscópicas de *Microsporium canis*.

Mucor spp.

Es un género de hongos ubicuos que pueden encontrarse en el suelo, material vegetal y frutas en descomposición¹²². Puede ser contaminante en el laboratorio y es un patógeno oportunista^{122,123}.

Especies frecuentes

Algunas especies de este género son *Mucor circinelloides*, *Mucor indicus*, *Mucor ramosissimus*, *Mucor irregularis*, *Mucor amphibiorum*, *Mucor hiemalis* y *Mucor racemosus*, siendo patógenas para animales: *Mucor amphibiorum*, *Mucor circinelloides*, *Mucor indicus* y *Mucor ramosissimus*^{44,124}.

Especies animales afectadas

Es agente etiológico de la mucormicosis, causando infección en el humano, perros, ranas, anfibios, bovinos, cerdos y aves silvestres^{44,122,123,125} (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 gastrointestinal¹²⁶. En los bovinos y los cerdos, puede causar problemas digestivos, al ser alimentados con silo contaminado. También se ha aislado de agua de estanque de producción de tilapia⁷².

Cuadro 13. Manifestaciones clínicas de *Mucor* spp. en animales domésticos y silvestres.

Especie animal	Localización, lesión o patología	Especie de Mucor
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 de identificación

En agar dextrosa Sabouraud se desarrolla en 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^{44,122,124}. Su reverso es blanco⁴⁴ (Figura 104). En agar dextrosa papa

presentan un desarrollo similar (Figura 105) y en agar Czapek Dox se desarrollan de una manera más lenta (Figura 106).

Su desarrollo es inhibido por cicloheximida⁴⁴. Algunas especies no se desarrollan bien a 37°C y las especies termotolerantes usualmente son las patógenas^{44,122}.

Sus hifas son macrosifonadas y no septadas^{44,122}. Produce esporangióforos cortos, erectos, simples o ramificados^{122,124}. Los esporangios son esféricos, grises a negros, con columnelas hialinas o dematiáceas difícilmente visibles si el esporangio no se ha roto^{44,122,124}. Sus esporangioconidios son hialinos, grises o cafés, redondos o ligeramente elipsoidales y de pared lisa^{44,122,124}. No presentan apófisis, rizoides ni estolones^{44,122} (Figuras 107 y 108).

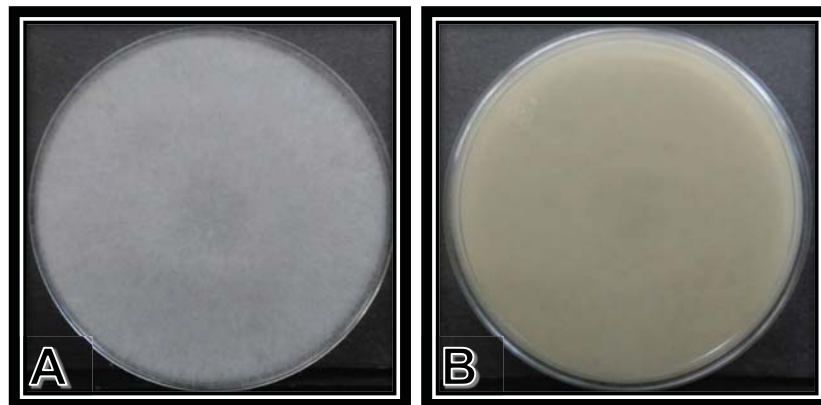


Figura 104. Cultivo de *Mucor* spp. en agar dextrosa Sabouraud incubado a 30°C durante 4 días. A) Colonia con aspecto de algodón de azúcar. B) Reverso en color blanco.

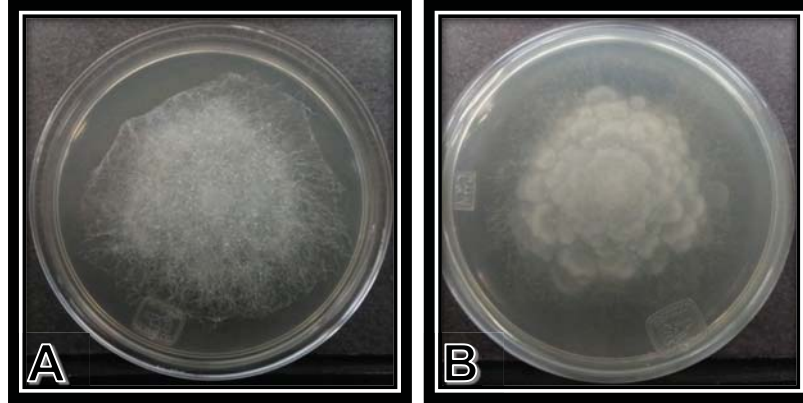


Figura 105. Cultivo de *Mucor* spp. en agar dextrosa papa incubado a 30°C durante 4 días. A) Colonia con aspecto lanudo. B) Reverso en color blanco.

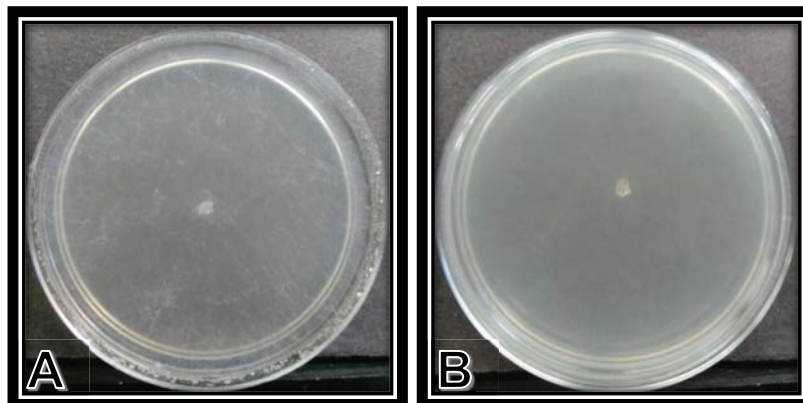


Figura 106. Cultivo de *Mucor* spp. en agar Czapek Dox incubado a 30°C durante 4 días. A) Colonia de aspecto lanudo. B) Reverso. Se puede observar su poco desarrollo en este medio.

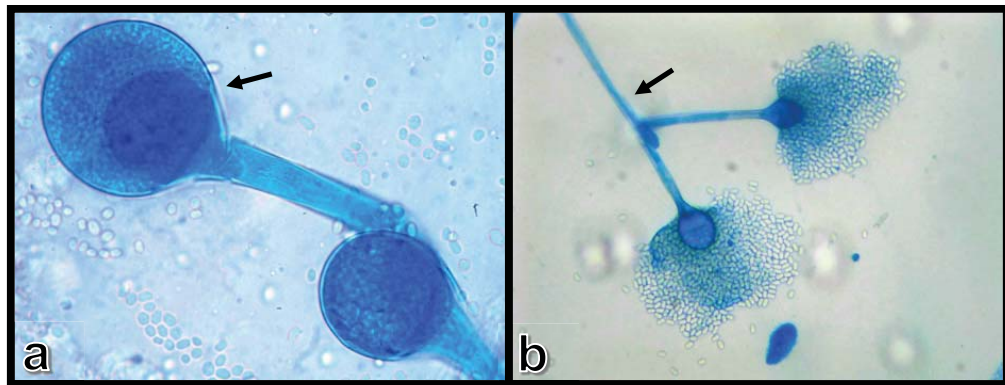


Figura 107. Esporangioconidios, esporangios y esporangi6foros de *Mucor* spp. teñidos con azul de lactofenol. a) Esporangios redondos y esporangioconidios ligeramente ovales (40x). b) Esporangióforo ramificado con esporangios rotos con gran cantidad de esporangioconidios (10x).

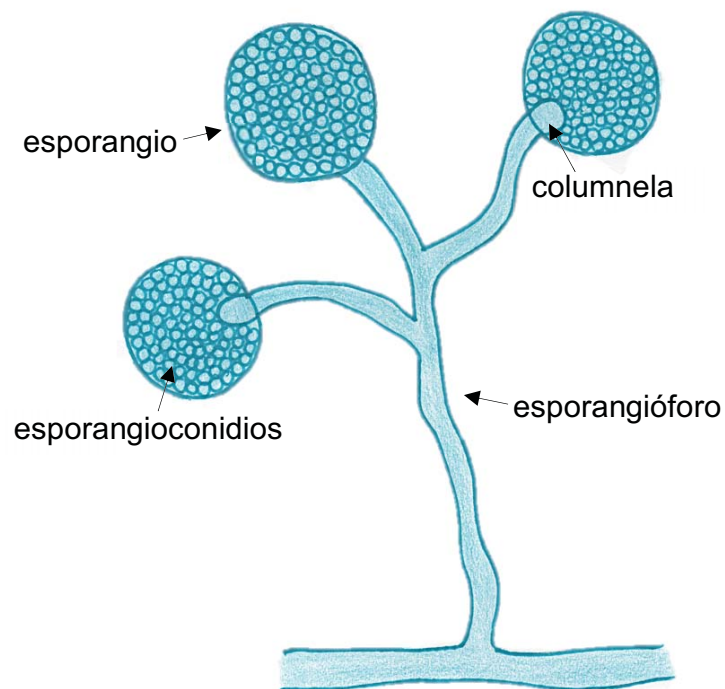


Figura 108. Estructuras microsc6picas de *Mucor* spp.

***Penicillium* spp.**

Es un género de hongos ubicuos y de distribución mundial^{44,127,128,129}. Se pueden encontrar en el suelo, vegetación en descomposición y el aire por lo que algunas especies pueden encontrarse como contaminantes^{6,44,127,128}. En este género varias especies son patógenos oportunistas en animales, además cuenta con un gran número de especies productoras de micotoxinas^{6,44,127,128} (Cuadro 14).

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*)^{6,127}.

Especies animales afectadas.

Se han realizado aislados de animales sanos como caballos⁴⁹, tortugas⁵¹, cabras⁶⁸ y de agua de estanques de producción de tilapias⁷².

Se ha aislado como agente etiológico en algunas patologías de animales como granulomas en gatos^{130,131}, micetoma intraabdominal¹³² o penicilosis diseminada en perros¹³³, lesiones del caparazón de tortugas⁵¹ y mastitis en cabras⁶⁸ (Cuadro 15).

En vacas las micotoxinas producidas por diversas especies de *Penicillium* se han relacionado con problemas renales¹³⁴.

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>Penicillium 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 proteínas cinasas.
Ácido virídico	<i>P. nordicum</i> y <i>P. viridicatum</i>	Citotóxico.

Micotoxina	Especie productora	Efecto biológico
Aflatoxinas	<i>Penicillium citrinum</i> , <i>P. glabrum</i> (<i>P. frequentans</i>), <i>Talaromyces variabilis</i> (<i>P. variabile</i>) y <i>P. puberulum</i>	Teratogénico, inmunosupresivo, carcinogénico, mutagénico.
Ácido penicílico	<i>Penicillium aurantiogriseum</i> , <i>P. brasilianum</i> , <i>P. carneum</i> , <i>P. cyclopium</i> , <i>P. freii</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 aterosclerosis.
Citrinina	<i>Penicillium citrinum</i>	Citotóxico, genotóxico (nefrotóxico, embriodídica, apoptosis de células intestinales).
Comunesina	<i>Penicillium 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>Penicillium 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>Penicillium carneum</i> , <i>P. expansum</i> , <i>P. griseofulvum</i> , <i>P. paneum</i> , <i>P. dipodomycicola</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.
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>Penicillium crateriforme</i>)	Hepatotóxico.
Rugulovasina	<i>Penicillium atramentosum</i> , <i>P. commune</i> , <i>P. concavorugulosum</i>	Desconocido.

Micotoxina	Especie productora	Efecto biológico
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. radicola</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>Penicillium 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.
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 túbulos 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.

Tomado y adaptado de: ^{14,47,134,135} Perusia OR, Rodríguez R, 2001; Castañeda R, Chirivella J, Carbonell E, 2012; Cabañes FJ, Bragulat MR, Castellá G, 2010; Otero C, Arredondo C, Echeverría-Vega A, Gordillo-Fuenzalida F, 2020.

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 de identificación

Sus colonias en agar dextrosa Sabouraud se desarrollan en 24 a 48 horas con una temperatura entre 25 y 30°C, son planas, de textura filamentosa, aterciopelada, polvosa, lanosa o algodonosa, de color verde, azul, gris oliváceo, amarilla o rosa, dependiendo de la especie, y con orilla blanca^{6,44,128}. El reverso de la colonia puede ser de color blanco, rojo o café⁶ (Figura 109). En agar dextrosa papa presentan un desarrollo similar (Figuras 112 y 115) y en agar Czapek Dox se desarrollan de manera más lenta (Figuras 111, 113 y 116).

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 con forma de matraz que dan origen a las cadenas de conidios esféricos, elipsoidales, cilíndricos o fusiformes, hialinos o con coloración verdosa y con textura lisa o rugosa^{6,44,128}. Esta estructura entera tiene apariencia de brocha o “penicillius” y de ahí proviene el nombre del género^{6,127}. (Figuras 110, 114, 117 y 118) Algunas especies producen esclerotes^{44,128}.

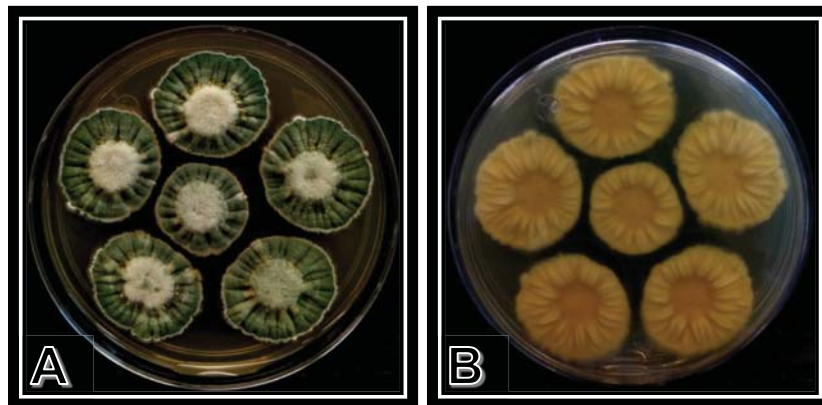


Figura 109. Cultivo de *Penicillium* spp. en agar dextrosa Sabouraud incubado a 30°C durante 3 días. A) Colonias con tonos verdes y centro blanco con textura aterciopelada y surcos radiales. B) Reverso de las colonias de color blanco en donde también se observan surcos radiales.

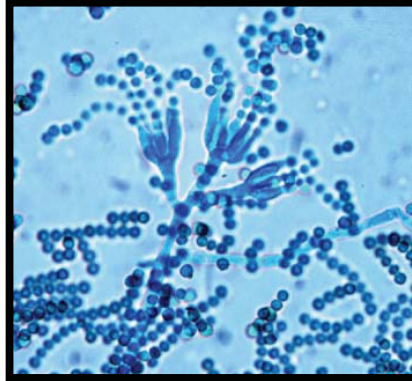


Figura 110. Conidióforo de *Penicillium* spp. teñido con azul de lactofenol (40x). Conidióforo ramificado y tres agrupaciones de fiálides en forma de matraz con sus respectivas cadenas de conidios esféricos.



Figura 111. Cultivo de *Penicillium* spp. en agar Czapek Dox incubado a 30°C durante 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.

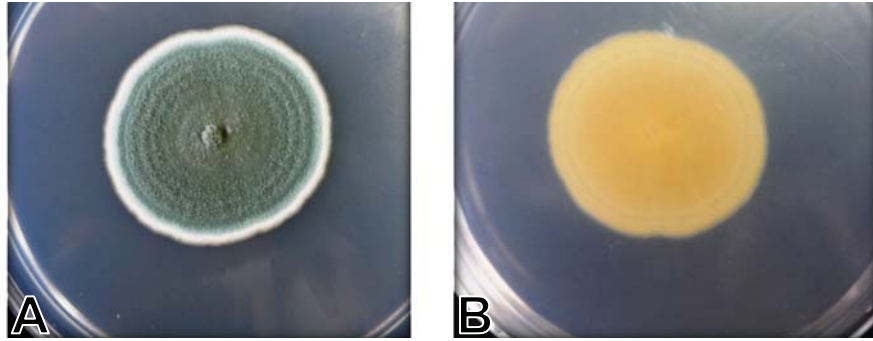
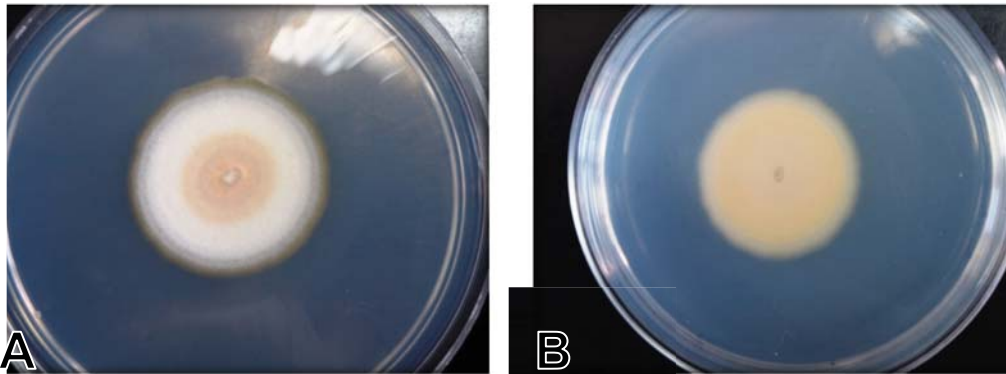


Figura 112. Cultivo de *Penicillium chrysogenum* (*Penicillium notatum*) en agar dextrosa papa incubado a 30°C durante 4 días. A) Colonia azul verdosa y orilla blanca con textura aterciopelada y desarrollo radial. B) Reverso de la colonia color amarillo.



Figur agar Czapek Dox incubado a 30°C durante 3 días. A) Colonia con desarrollo radial con color beige al centro y la periferia blanca y textura aterciopelada fina. B) Reverso de la colonia con tonos amarillo a naranja claros.

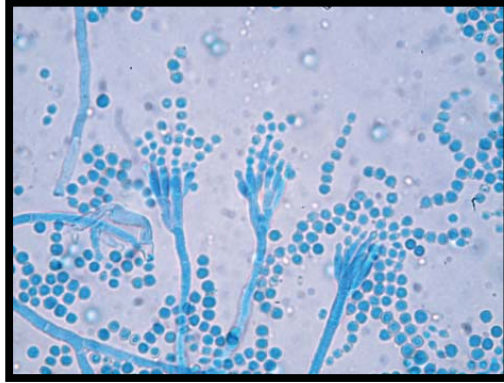


Figura 114. Conidios y fialides de *Penicillium chrysogenum* (*Penicillium notatum*) teñidos con azul de lactofenol (40x).

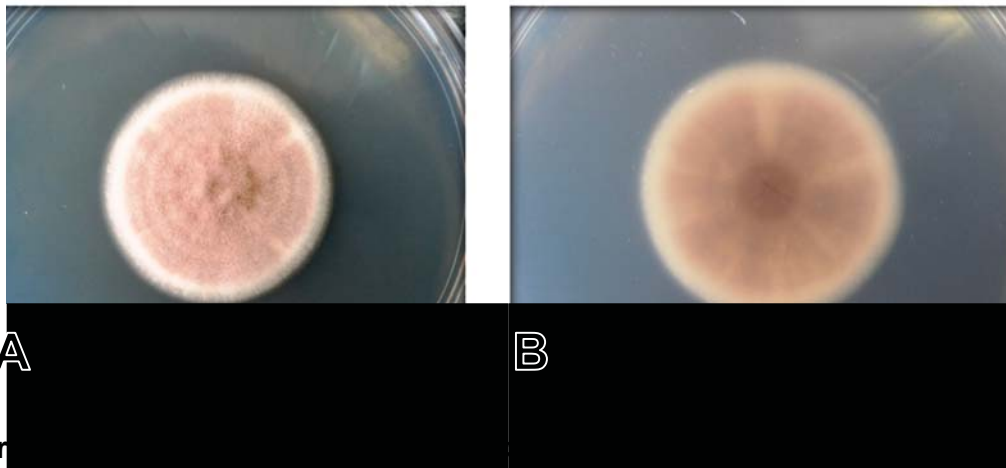


Figura 115. Colonias de *Penicillium chrysogenum* en agar dextrosa papa incubado a 30°C durante 3 días. A) Colonia con desarrollo radial en color café claro con orilla blanca. B) Reverso de la colonia en tonos cafés con orilla clara.

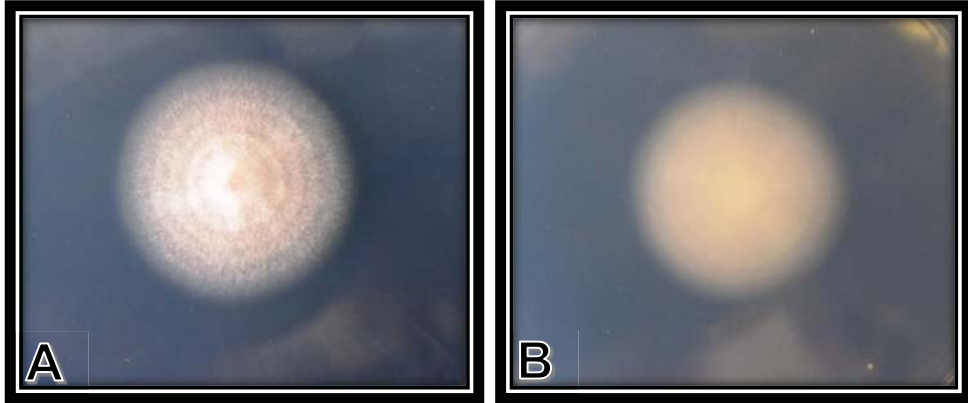


Figura 116. Cultivo de *Penicillium janczewskii* (*Penicillium nigricans*) en agar Czapek Dox incubado a 30°C durante 3 días. A) Colonia con desarrollo radial color amarillo rosáceo claro con centro blanco y textura algodonosa. B) Reverso de la colonia color amarillo rosáceo claro.

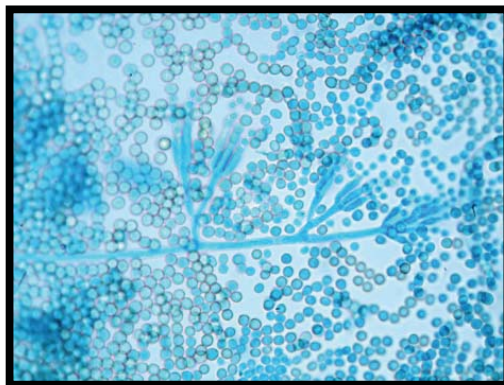


Figura 117. Hifas, conidióforos y conidios esféricos de *Penicillium janczewskii* (*Penicillium nigricans*) teñidos con azul de lactofenol (40x).

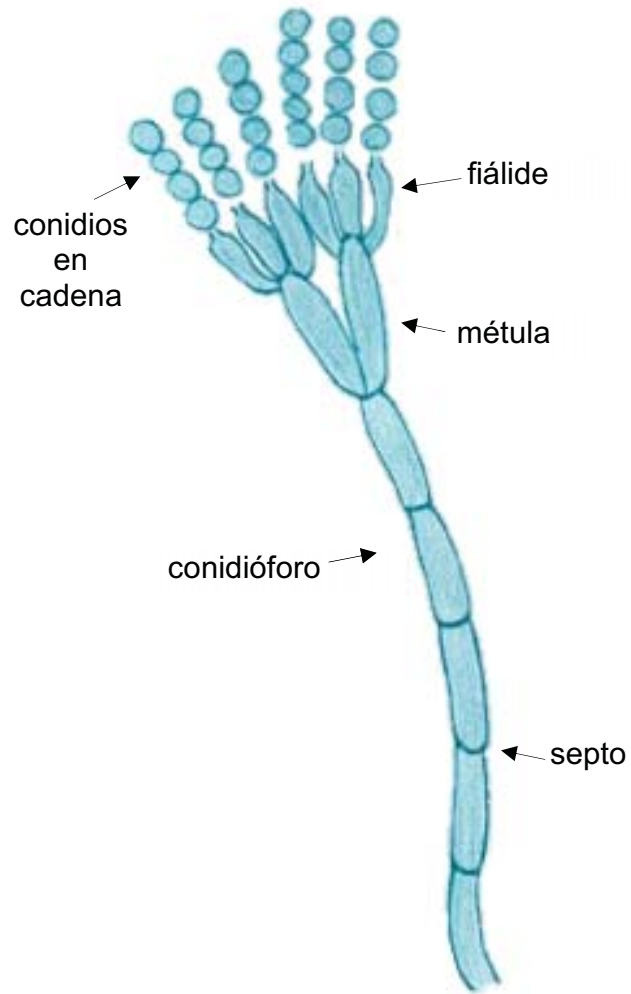


Figura 118. Estructuras microscópicas de *Penicillium* spp.

***Rhizomucor* spp.**

Es un género de hongos con distribución mundial y puede encontrarse en el suelo, material vegetal y frutas en descomposición^{44,136}.

Especies frecuentes

Entre las especies más relevantes del género se encuentran *Rhizomucor miehei* y *Rhizomucor pusillus*¹³⁶. Estas especies son termofílicas y potencialmente patógenas^{6,44,137}.

Especies animales afectadas

Son agentes etiológicos ocasionales de mucormicosis^{6,44}. Se ha aislado de un gato¹³⁸, una foca¹³⁹ y un pingüino¹⁴⁰ (Cuadro 16).

Cuadro 16. Manifestaciones clínicas de *Rhizomucor* spp. en animales domésticos y silvestres.

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 de identificación

Es un género que se desarrolla en 12 a 24 horas en agar dextrosa Sabouraud, con textura esponjosa similar a un algodón de azúcar, de color gris que se vuelve amarillo a café oscuro conforme madura la colonia, al reverso es de color blanco y su desarrollo es inhibido por cicloheximida^{6,136} (Figura 119). En agar dextrosa papa presentan un desarrollo similar (Figura 120) y en agar Czapek Dox se desarrollan de una manera más lenta (Figura 121).

Sus hifas son macrosifonadas y no septadas, con esporangióforos largos ramificados^{6,136}. Produce esporangios cafés y redondos^{6,136}. La columela puede ser esférica a piriforme, mientras que los esporangioconidios son pequeños, unicelulares, redondos a elipsoidales¹³⁶. Presenta estolones y rizoides primitivos cortos e irregulares^{6,44,136,137} (Figuras 122 y 123).

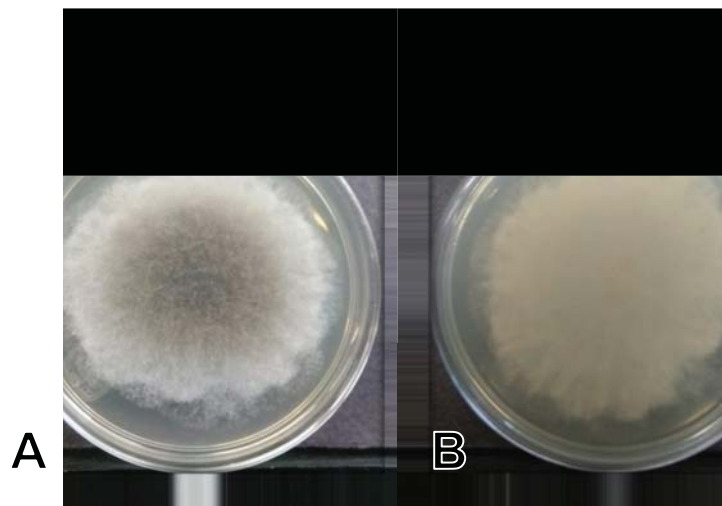


Figura 119. Cultivo de *Rhizomucor* spp. en agar dextrosa Sabouraud incubado a 30°C durante 4 días. A) Colonia de color gris con el centro café oscuro. B) Reverso blanco.

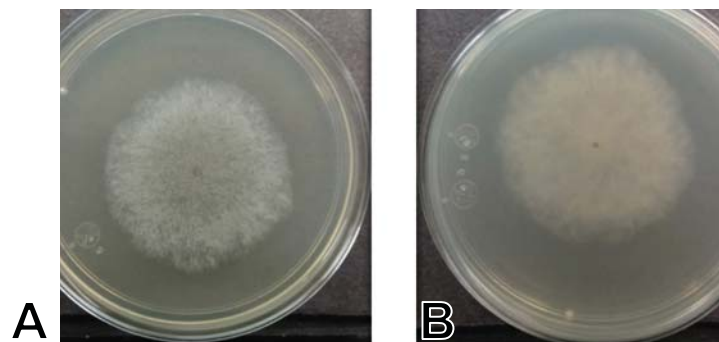


Figura 120. Cultivo de *Rhizomucor* spp. en agar dextrosa papa incubado a 30°C durante 4 días. A) Colonia de color blanco a gris. B) Reverso color blanco.

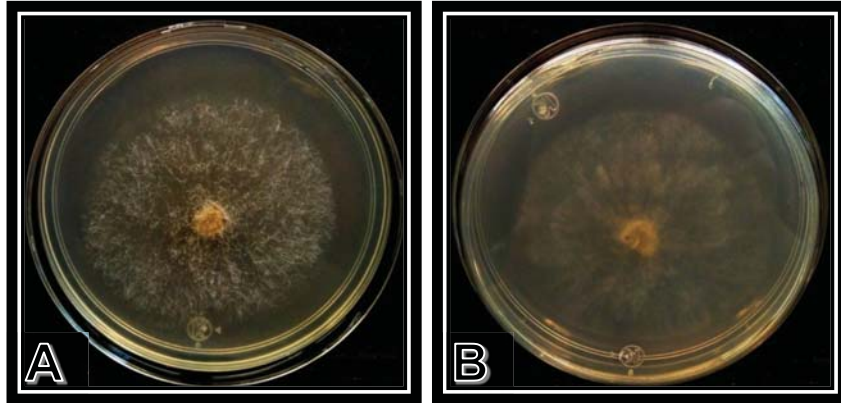


Figura 121. Cultivo de *Rhizomucor* spp. en agar Czapek Dox incubado a 30°C durante 4 días. A) Colonia de color blanco y aspecto lanudo. B) Reverso blanco.

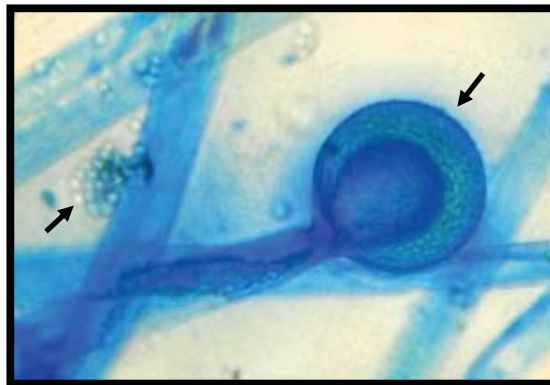


Figura 122. Hifas, esporangio y esporangioconidios redondos de *Rhizomucor* spp. teñidos con azul de lactofenol (40x).

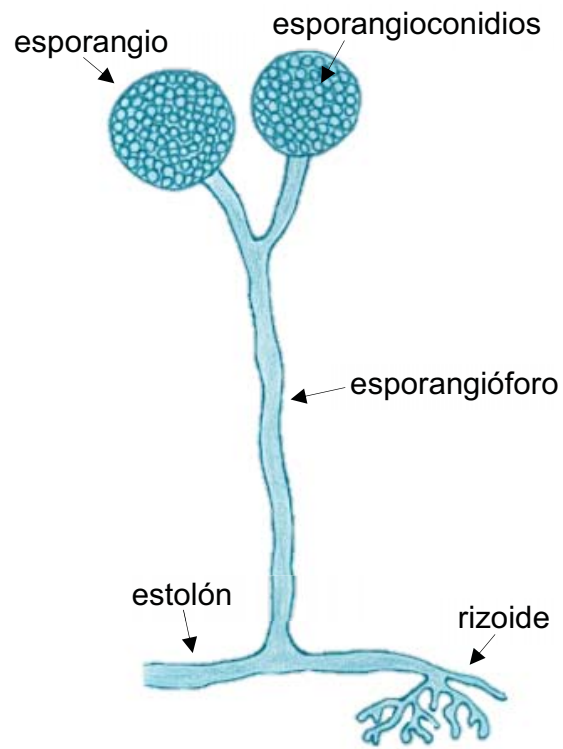


Figura 123. Estructuras microscópicas de *Rhizomucor* spp.

***Rhizopus* spp.**

Es el agente etiológico más común de mucormicosis, con distribución cosmopolita que puede aislarse de suelo, material vegetal y frutas en descomposición, heces de animales y pan viejo, además de ser uno de los principales contaminantes de laboratorio^{6,141}.

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*^{44,141}.

Especies animales afectadas

En el caso de los rumiantes la presentación clínica de la mucormicosis se manifiesta como problemas digestivos, siendo *Rhizopus microsporus* y *Rhizopus oryzae* (*R. arrhizus*) las especies causantes más comunes^{44,142,143}. Un reporte aislado menciona problemas digestivos en un ave¹⁴⁴. Sin embargo, se ha aislado de agua de estanques de producción de tilapia⁷² y también de animales sanos como caballos⁴⁹ y tortugas⁵¹ (Cuadro 17).

Cuadro 17. Manifestaciones clínicas de *Rhizopus* spp. en animales domésticos y silvestres.

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>Eclactus roratus</i>)	Ventriculitis necrotizante	<i>Rhizopus microsporus</i> var. <i>chinensis</i>
Tilapia	Agua de estanque	<i>Rhizopus stolonifer</i>

Estructuras macroscópicas y microscópicas de identificación

En agar dextrosa Sabouraud las colonias se desarrollan en 12 a 24 horas y cubren la superficie del agar con una colonia densa que parece un algodón de

azúcar^{6,44,141,145}. Son de color blanco y se vuelven grisáceas a café amarillentas cuando esporulan^{6,44,141,145}. El reverso es de color blanco o con tonos pálidos de café o gris⁶ (Figura 124). Las especies patógenas tienen un buen desarrollo a 37°C, aunque este es inhibido por la cicloheximida^{6,141}. En agar dextrosa papa presentan un desarrollo similar (Figura 125).

Sus hifas son macrosifonadas y sin septos^{6,141}. Los rizoides pigmentados se forman en donde se encuentran los estolones (que se localizan a lo largo del micelio) y los esporangióforos (largos y no ramificados)^{6,44,141,145}. En la punta del esporangióforo se encuentra un esporangio redondo con base aplanada y oscuro que tiene una columela semiesférica y varios esporangioconidios unicelulares hialinos o cafés y ovalados^{6,44,141} (Figuras 126 y 127).

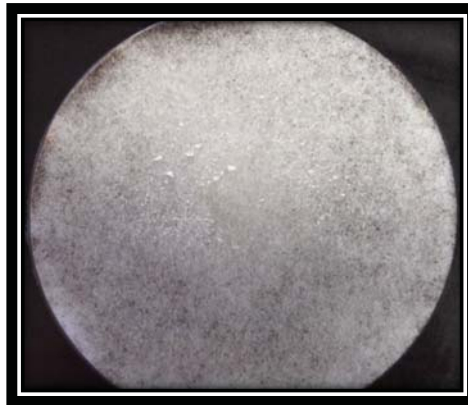


Figura 124. Cultivo de *Rhizopus* spp. en agar dextrosa Sabouraud incubado a 30°C durante 24 horas. El desarrollo colonial cubre toda la caja de Petri, su textura es similar a un algodón de azúcar en color blanco con algunas zonas en gris debido a la formación de esporangios.

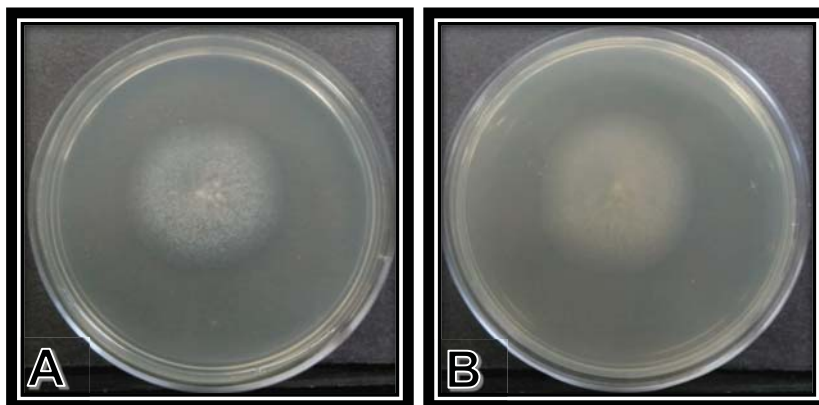


Figura 125. Cultivo de *Rhizopus* spp. en agar dextrosa papa incubado a 30°C durante 3 días. A) Colonia de color blanco. B) Reverso en color blanco.

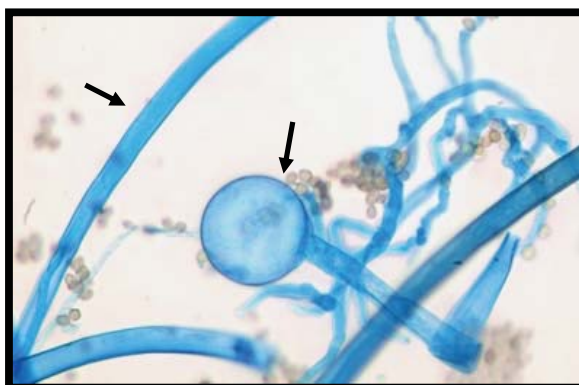


Figura 126. Hifas no septadas, esporangios redondos y esporangioconidios ovalados de color café de *Rhizopus* spp. teñidos con azul de lactofenol (40x).

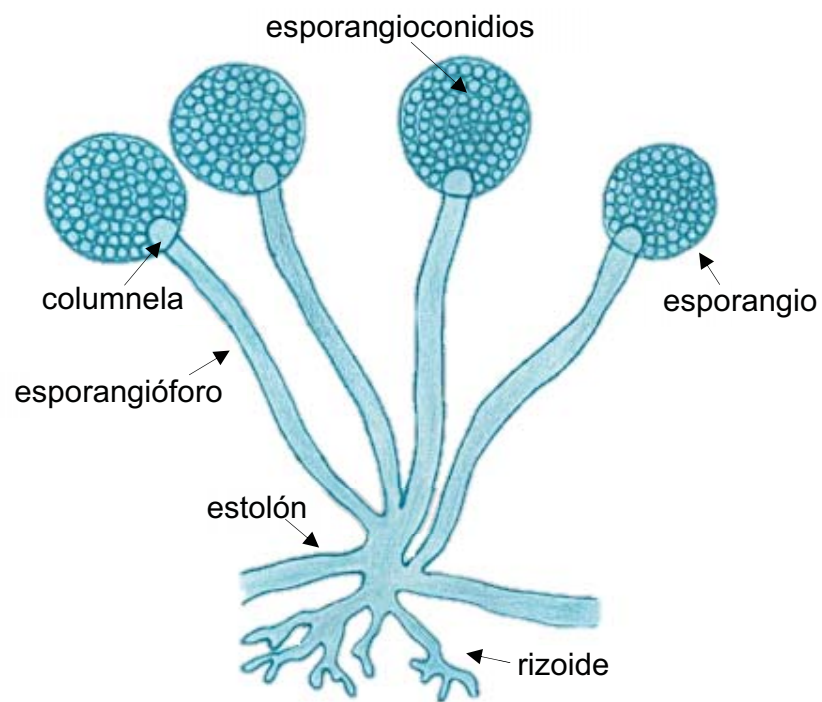


Figura 127. Estructuras microscópicas de *Rhizopus* spp.

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^{44,146,147,148}. Son considerados patógenos oportunistas y también son contaminantes en el laboratorio⁴⁴.

Especies frecuentes

La especie más común es *Scopulariopsis brevicaulis* y junto con *Scopulariopsis brumptii*, son las especies más comunes causantes de enfermedad diseminada^{6,146}.

Especies animales afectadas

En el caso de *Scopulariopsis brevicaulis*, se ha aislado de leche de cabras clínicamente sanas y con mastitis subclínica⁶⁸, en rinosinusitis en un perro¹⁴⁹, así como de la conjuntiva de caballos sanos⁴⁹ (Cuadro 18).

Cuadro 18. Manifestaciones clínicas de *Scopulariopsis* spp. en animales domésticos.

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 de identificación

Sus colonias en agar dextrosa Sabouraud se desarrollan en 5 días, son de color blanco, crema, gris, amarillo, café o negro, esto dependiendo de la especie aislada, son de textura granular a polvosa^{6,44,146,147}. El reverso es de color café claro con centro café a café oscuro, algunas especies pueden ser de pigmentos oscuros^{6,146} (Figura 128). En agar dextrosa papa presentan un desarrollo similar (Figura 129) y en agar Czapek Dox se desarrollan de manera más lenta (Figura 130).

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^{6,44,146,147} (Figuras 131 y 132).

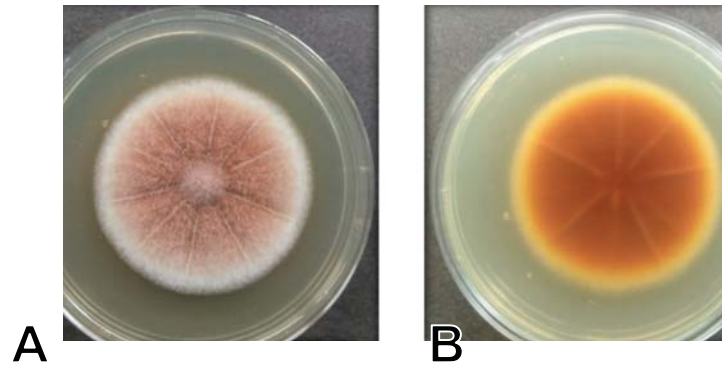


Figura 128. Cultivo de *Scopulariopsis brevicaulis* en agar dextrosa Sabouraud incubado a 30°C durante 6 días. A) Colonia de color café rojizo a naranja con orilla en color blanco. B) Reverso de la colonia con centro café naranja.

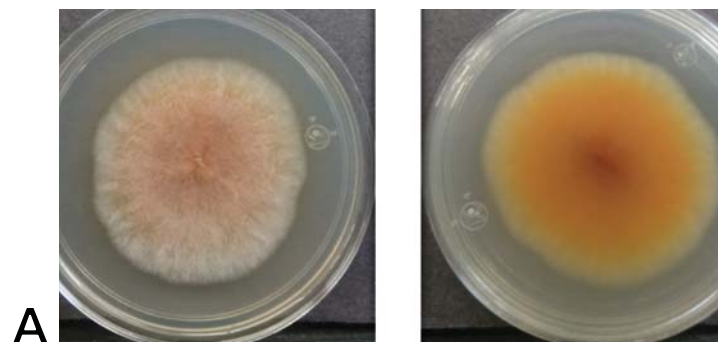


Figura 129. Cultivo de *Scopulariopsis brevicaulis* en agar dextrosa papa incubado a 30°C durante 6 días. A) Colonia de color café rojizo a café claro con tonalidades blancas. B) Reverso de la colonia con centro en color amarillo naranja.

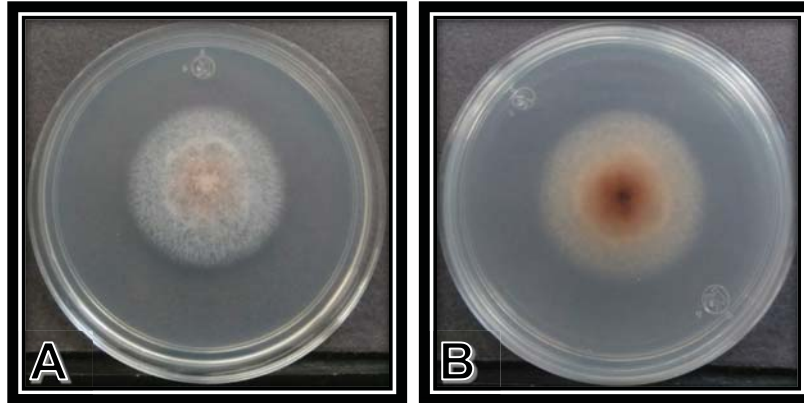


Figura 130. Cultivo de *Scopulariopsis brevicaulis* en agar Czapek Dox incubado a 30°C durante 6 días. A) Colonia de color blanco con centro en café claro. B) Reverso de la colonia con centro en color café oscuro a rojizo con orilla blanca.

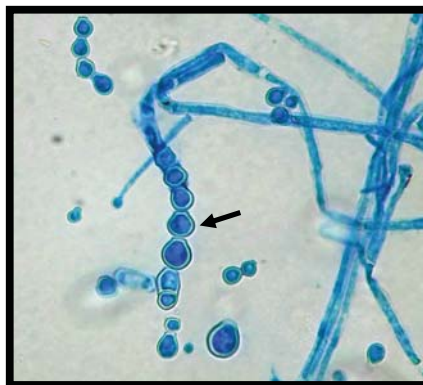


Figura 131. Hifas septadas y conidios (aneloconidios) con un extremo redondeado agrupados en cadena de *Scopulariopsis brevicaulis* teñidos con azul de lactofenol (40x).

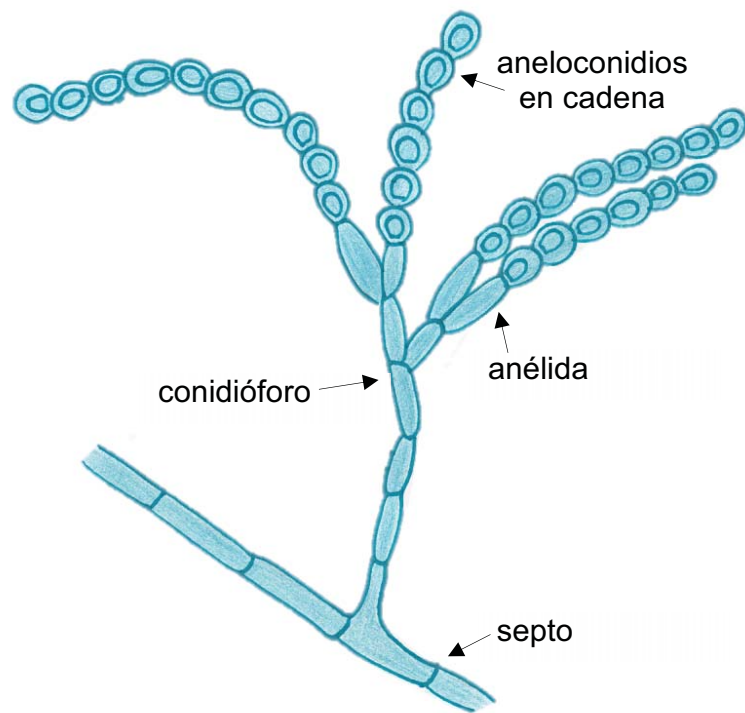


Figura 132. Estructuras microscópicas de *Scopulariopsis* spp.

***Trichophyton* spp.**

Este género micótico pertenece al grupo de los dermatofitos que son de distribución mundial. Al igual que el género *Microsporum* tiene especies geofílicas, zoofílicas y antropofílicas^{7,120}.

Especies frecuentes

En Medicina Veterinaria las especies más frecuentes son las especies del complejo *Trichophyton mentagrophytes*, *Trichophyton verrucosum*, *Trichophyton terrestre*, *Trichophyton equinum* y *Trichophyton erinacei*^{7,120,150,151,152}.

Especies animales afectadas

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

Trichophyton erinacei

Es un hongo zoofilico asociado a erizos^{44,153}.

Sus colonias en agar dextrosa Sabouraud se desarrollan en 7 a 10 días, son planas, blancas, granulares o polvosas a vellosas o esponjosas, reverso de color amarillo canario brillante^{4,153} (Figura 133). En agar micobiótico presentan un desarrollo similar (Figura 134) y en DTM (Dermatophyte Test Medium) además del desarrollo colonial cambia el color del medio (Figura 135).

Sus microconidios son piriformes o fusiformes^{44,153}. Puede presentar macroconidios de pared lisa y delgada con 2 a 6 células (1 a 5 septos)^{4,44,153} (Figura 136).

Otras pruebas que se realizan para confirmar su identificación son la prueba de hidrólisis de la urea, a la cual es negativa después de 7 días de incubación y la prueba de perforación en pelo *in vitro*, que es positiva a los 15 días de incubación^{4,44,153}.

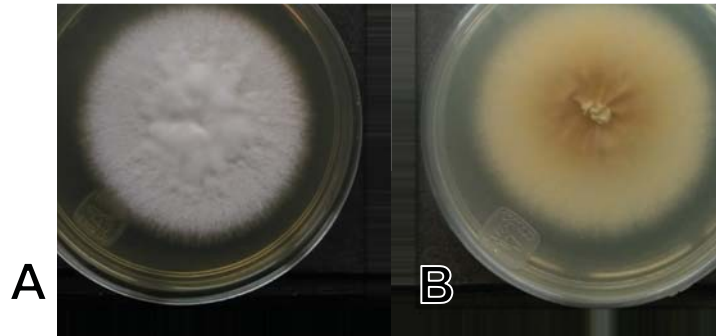


Figura 133. Cultivo de *Trichophyton erinacei* en agar dextrosa Sabouraud incubado a 30°C durante 11 días. A) Colonia de color blanco con apariencia granular en la periferia y esponjosa en el centro. B) Reverso de colonia en color amarillo.

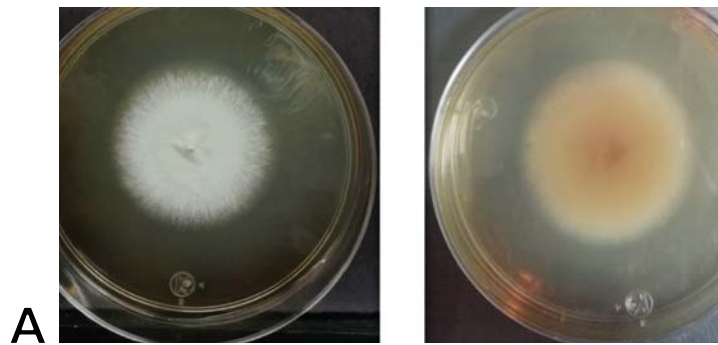


Figura 134. Cultivo de *Trichophyton erinacei* en agar micobiótico incubado a 30°C durante 13 días. A) Colonia de color blanco y apariencia granular. B) Reverso de la colonia en color amarillo.

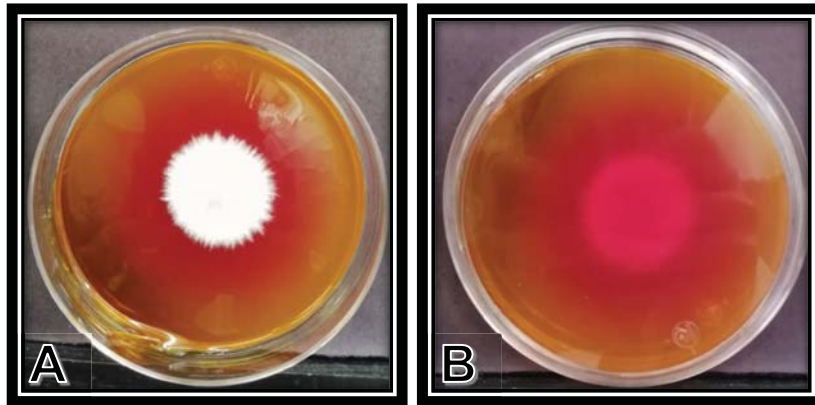


Figura 135. Cultivo de *Trichophyton erinacei* en DTM (Dermatophyte Test Medium) incubado a 30°C durante 13 días. A) Colonia en color blanco de apariencia granular. B) Reverso en donde se aprecia el cambio de color del medio a color rojo.

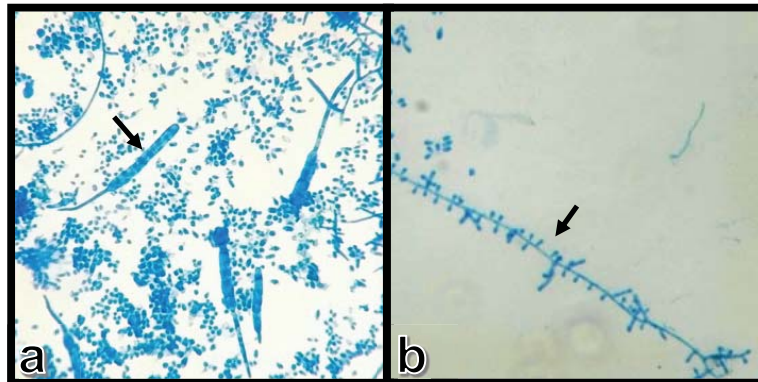


Figura 136. Macroconidios y microconidios de *Trichophyton erinacei* teñidos con azul de lactofenol (40x). a) Macroconidios de pared lisa con 1 a 5 septos y microconidios piriformes. b) Microconidios piriformes dispuestos en hifa.

Trichophyton mentagrophytes

Dermatofito zoofilico¹¹⁵. 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*. Sin embargo, en la actualidad por estudios filogenéticos se consideran como dos especies distintas, pero muy cercanas¹¹⁶. Macroscópicamente sus colonias son distintas, pero sus estructuras microscópicas no pueden diferenciarse entre sí^{44,115,116}.

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

Es un hongo antropofílico^{44,153}.

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 que oscurece a café rojizo con la edad y con la orilla clara^{4,44,153} (Figura 137). En agar micobiótico presentan un desarrollo similar (Figura 138).

Sus microconidios son piriformes y acomodados en grupos^{4,44,153}. Puede presentar macroconidios que son delgados, multiseptados y con pared lisa, hifas en espiral y en ocasiones clamidoconidios^{4,153} (Figura 141).

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 en 3 a 5 días y un máximo de 7^{4,153}.

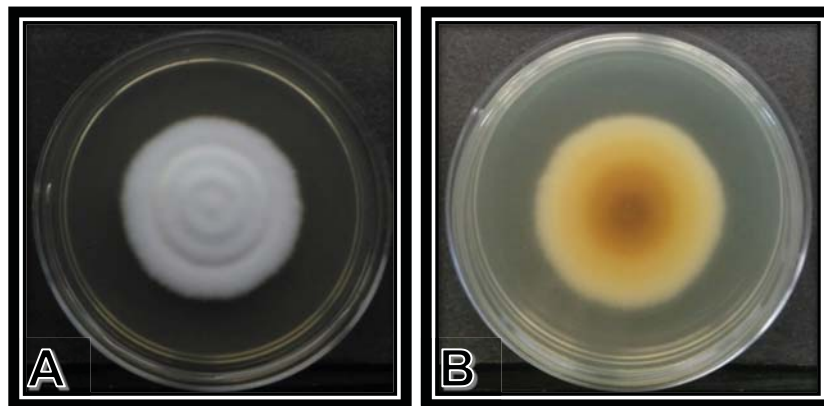


Figura 137. Cultivo de *Trichophyton interdigitale* (*T. mentagrophytes* var. *interdigitale*) en agar dextrosa Sabouraud incubado a 30°C durante 11 días. A) Colonia de color blanco de apariencia algodonosa y aterciopelada. B) Reverso de la colonia al centro de color café oscuro, rodeado de una zona amarilla y una orilla blanca.

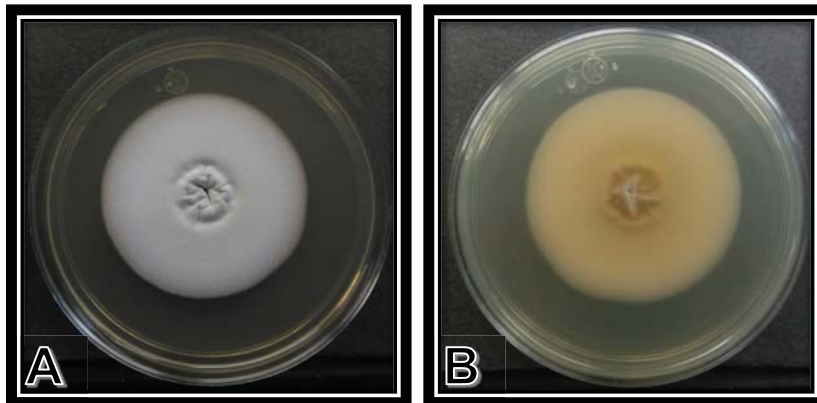


Figura 138. Cultivo de *Trichophyton interdigitale* (*T. mentagrophytes* var. *interdigitale*) en agar micobiótico incubado a 30°C durante 13 días. A) Colonia de color blanco y apariencia aterciopelada. B) Reverso en color amarillo a café.

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

Dermatofito zoofílico con colonias de apariencia plana, polvosas y granulares, de color blanco a crema y con reverso en color amarillo a café rojizo en agar dextrosa Sabouraud^{4,6,7,44,115,153}. Se desarrolla en 7 a 21 días. Algunas de sus colonias presentan pliegues centrales y las orillas pueden ser picudas o estrelladas^{4,153} (Figura 139). En agar micobiótico presentan un desarrollo similar (Figura 140).

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 y lisa y clamidoconidios esféricos^{4,7,44,153} (Figuras 141 y 146).

En otras pruebas de identificación, es positivo a la hidrólisis de la urea en 3 a 5 días, máximo 7^y a la prueba de perforación del pelo *in vitro* a los 14 días^{4,44,153}.

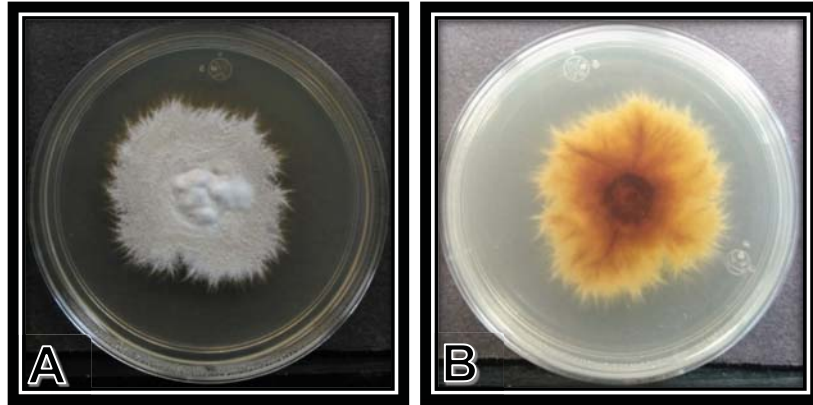


Figura 139. Cultivo de *Trichophyton mentagrophytes* (*T. mentagrophytes* var. *mentagrophytes*) en agar dextrosa Sabouraud incubado a 30°C durante 11 días. A) Colonia en ligero color café de apariencia granular y orilla estrellada. B) Reverso con pigmentos en color café, naranja y amarillo.

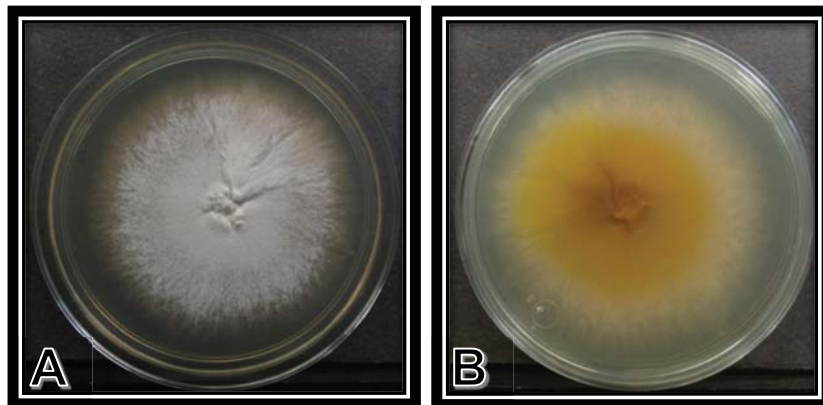


Figura 140. Cultivo de *Trichophyton mentagrophytes* (*T. mentagrophytes* var. *mentagrophytes*) en agar micobiótico incubado a 30°C durante 13 días. A) Colonia de apariencia polvosa y granular de color blanco. B) Reverso de la colonia al centro en color café y en amarillo hacia las orillas.

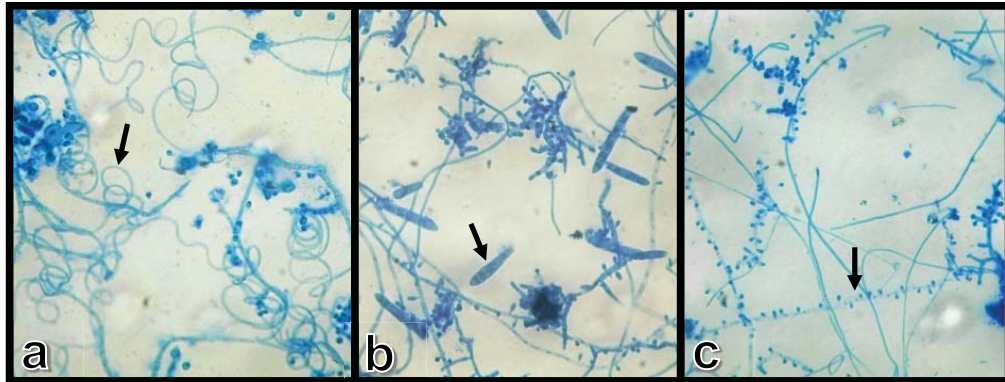


Figura 141. Hifas, macroconidios y microconidios de *Trichophyton mentagrophytes* teñidos con azul de lactofenol (40x). a) Hifas en espiral. b) Macroconidios con forma de puro. c) Microconidios piriformes dispuestos a lo largo de hifa septada.

Trichophyton terrestre

Dermatofito geofílico, con colonias de apariencia plana, vellosa, aterciopelada o granular, de color blanco y al reverso con un pigmento de color amarillo a rojizo o café^{6,44,120}. Se desarrolla en 8 días (Figura 142). Su temperatura óptima de desarrollo es de 25 a 30°C, no se desarrolla entre 35 y 37°C⁶.

Al microscopio, sus microconidios se observan largos y piriformes, mientras que los macroconidios son piriformes a cilíndricos y de paredes lisas y delgadas con 1 a 5 septos^{6,44} (Figura 143).



Figura 142. Cultivo de *Trichophyton terrestre* en agar micobiótico incubado a 30°C durante 15 días. Colonias de color blanco con apariencia algodonosa y aterciopelada.

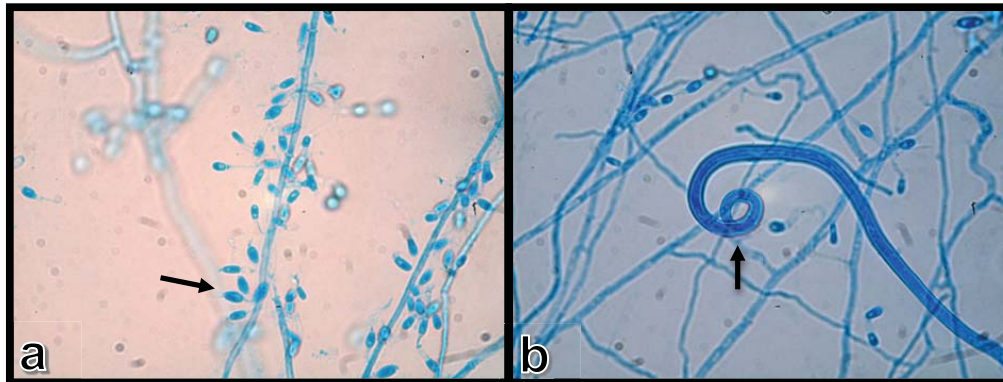


Figura 143. Microconidios e hifas de *Trichophyton terrestre* teñidos con azul de lactofenol (40x). a) Microconidios largos y piriformes. b) Hifa en espiral.

Trichophyton verrucosum

Dermatofito zoofílico de distribución mundial^{6,44,115,153}. Afecta principalmente a los rumiantes, en particular a los bovinos^{44,115}.

Es un hongo que requiere para su desarrollo de tiamina e inositol, sus colonias se pueden observar entre los 21 y 30 días de incubación con una temperatura de 30 a 37°C^{6,44,120,153}. 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^{6,44,153} (Figura 144).

A lo largo de sus hifas septadas, se pueden disponer los clamidoconidios en cadenas, intercalados o terminales^{6,44,153}. Los microconidios son piriformes, los macroconidios son raramente formados, no son muy distintivos y tienen forma de vaina de frijol o cola de rata^{4,6,44,153} (Figura 145).



Figura 144. Cultivo de *Trichophyton verrucosum* en agar micobiótico adicionado con tiamina e inositol incubado a 30°C durante 21 días. Colonias de color crema con apariencia aterciopelada con centro arrugado y periferia estrellada.

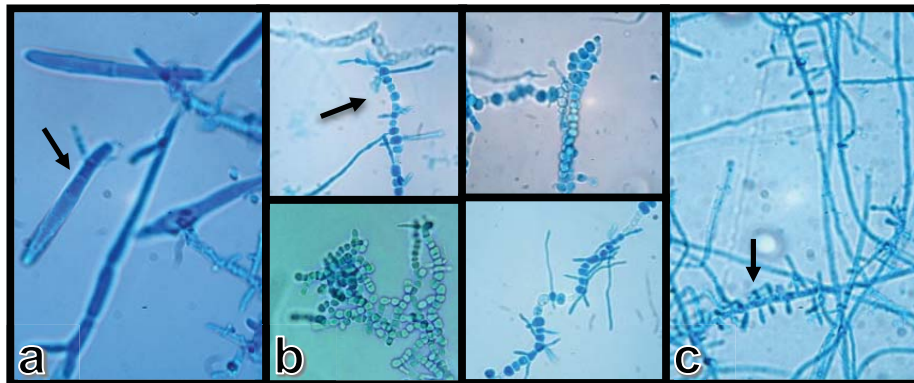


Figura 145. Clamidoconidios, macroconidios y microconidios de *Trichophyton verrucosum* teñidos con azul de lactofenol (40x). a) Macroconidios con forma de cola de rata. b) Cadenas de clamidoconidios intercalares en las hifas. c) Microconidios piriformes.

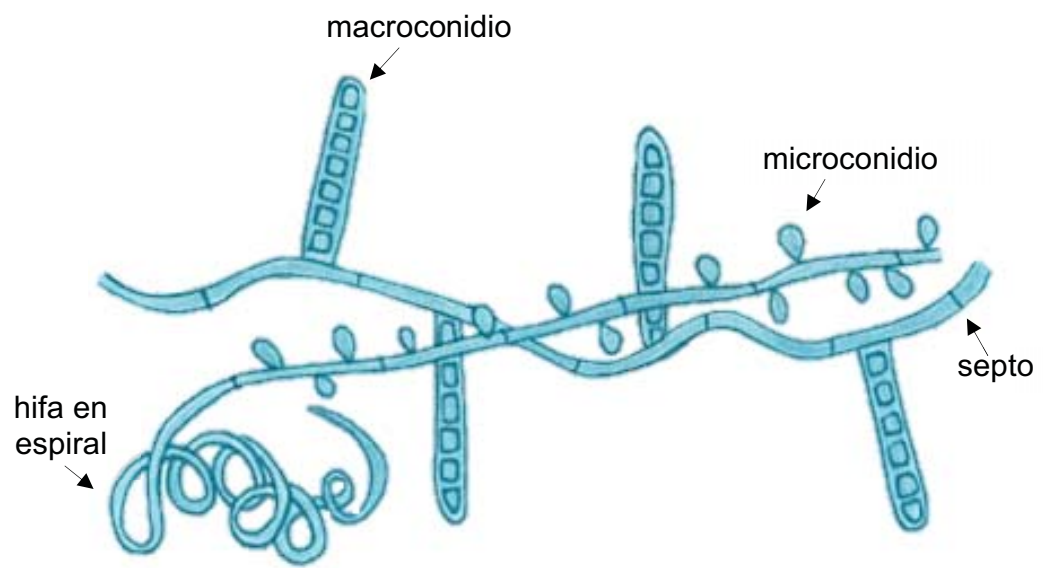


Figura 146. Estructuras microscópicas de *Trichophyton mentagrophytes*.

Hongos levaduriformes

***Candida* spp.**

Es un género de hongos ubicuos de distribución mundial^{1,44,154}. Algunas de las especies de este género forman parte de la microbiota de los mamíferos en las mucosas del aparato respiratorio, digestivo, urinario y genital^{155,156,157,158}.

Especies frecuentes

El género cuenta con más de 200 especies^{4,154}. Entre las más aisladas se pueden mencionar a: *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)¹⁵⁴.

Algunas especies que pertenecen a este género se han integrado en un complejo al ser distinguibles únicamente con pruebas moleculares y algunas otras han sido reclasificadas y su nombre ha cambiado¹⁵⁹. 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* al que integran las especies *Candida parapsilosis*, *Candida orthopsilosis*, *Candida metapsilosis* y *Lodderomyces elongisporus*^{44,159}.

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^{12,13,160}, de cabras^{68,155} y borrega¹⁰⁴, así como de caballos^{103,158,161}, aves^{12,144,156}, gatos^{157,162,163} y cerdos^{12,164}. A continuación se presentan las principales afecciones micóticas por este género en los animales (Cuadro 19).

Cuadro 19. Manifestaciones clínicas de especies del género *Candida* en animales domésticos.

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. kefyri</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. kefyri</i>) y <i>Pichia kudriavzevii</i> (<i>C. krusei</i>)
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. viswanathii</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. kefyri</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	
	Candidiasis biliar	
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 infección sistémica ^e	<i>Candida albicans</i>

Características macroscópicas y microscópicas de identificación

Las especies del género desarrollan sus colonias en un lapso de 24 a 48 horas en agar dextrosa Sabouraud, en general, son de color blanco a crema, de apariencia lisa, brillosas o secas, arrugadas y mate^{44,154}.

Los blastoconidios pueden ser esféricos, elongados y alargados, también pueden presentar pseudohifas, tubos germinales, hifas verdaderas o clamidoconidios^{44,154,159}.

Candida albicans

En mamíferos puede encontrarse como parte de la microbiota en mucosas y aparato digestivo^{1,25,44,159}. Algunos aislamientos ambientales se han obtenido a partir de fuentes contaminadas con las heces de humanos o animales, como agua, aire, suelo y plantas^{44,159}.

Características macroscópicas y microscópicas de identificación

En agar dextrosa Sabouraud se desarrolla entre 24 y 48 horas y 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^{4,6,44,154,159} (Figura 147). En CHROMagar *Candida*[®] sus colonias se observan de un color verde esmeralda³⁸ (Figura 148), mientras que en agar BiGGY[®] son de color café oscuro y brillantes en la superficie (plateado)^{6,39,40} (Figura 149).

Esta especie de *Candida* es considerada polimórfica¹. En la fase de levaduras, se observan los blastoconidios esféricos, tubo germinal y pseudohifas^{4,6,44,154,159} (Figura 150). Mientras que en la fase de filamento, presenta hifas septadas, con formación de clamidoconidios intercalares, centrales o terminales^{4,6,44,154} (Figura 151).

Pruebas de identificación

Para su identificación, además de las características morfológicas, son útiles su desarrollo a 40°C y resistencia a la cicloheximida^{4,6,44}.



Figura 147. Cultivo de *Candida albicans* en agar dextrosa Sabouraud incubado a 37°C durante 48 horas. Colonias de color blanco a crema con apariencia cremosa y bordes lisos.



Figura 148. Cultivo de *Candida albicans* en CHROMagar Candida[®] incubado a 37°C durante 48 horas. Colonias en color verde.

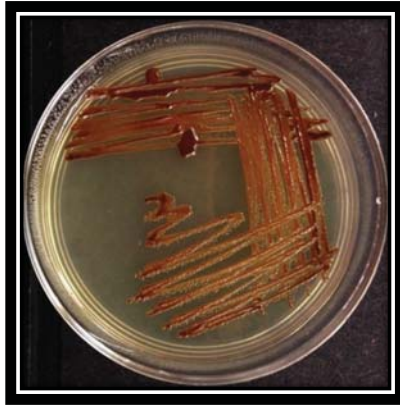


Figura 149. Cultivo de *Candida albicans* en agar BiGGY® incubado a 37°C durante 48 horas. Colonias en color café oscuro.

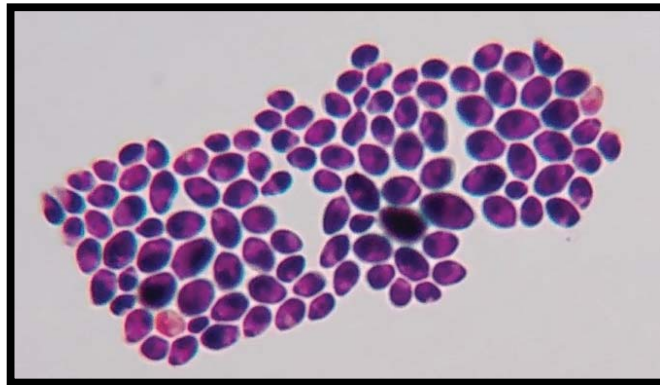


Figura 150. Blastoconidios ovalados de *Candida albicans* teñidos con Gram (100x).

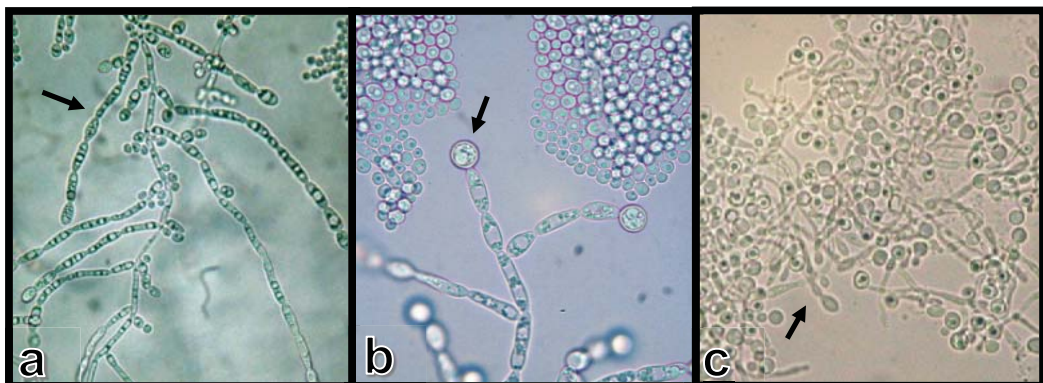


Figura 151. a) Pseudohifas (40x), b) Clamidoconidios (100x) y c) Tubos germinales (100x) de *Candida albicans*.

Complejo *Candida glabrata*

Se ha aislado de leche de vacas clínicamente sanas y con mastitis clínica y de un lechón con septicemia^{13,164}. Este complejo está constituido por *Candida glabrata*, *Candida bracarensis* y *Candida nivariensis*^{44,159}.

Estructuras macroscópicas y microscópicas de identificación

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^{6,44,154,159} (Figura 152). En CHROMagar Candida[®] se observan en color lila a rosa claro mate³⁸ (Figura 153), mientras que en agar BiGGY[®] se observan de color marrón claro^{39,40} (Figura 154).

Microscópicamente, sus blastoconidios son de forma ovoide a elipsoidales, no forma pseudohifas ni clamidoconidios^{6,44,154,159} (Figura 155).

Pruebas de identificación

Se desarrolla hasta a 42°C, no se desarrolla en presencia de cicloheximida^{6,154}.



Figura 152. Cultivo de *Candida glabrata* en agar dextrosa Sabouraud incubado a 37°C durante 48 horas. Colonias planas en color blanco.



Figura 153. Cultivo de *Candida glabrata* en CHROMagar Candida® incubado a 37°C durante 48 horas. Colonias de color lila a rosa claro.

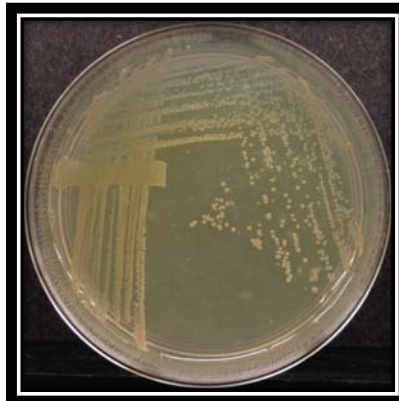


Figura 154. Cultivo de *Candida glabrata* en agar BiGGY® incubado a 37°C durante 48 horas. Se observan colonias de color café claro.

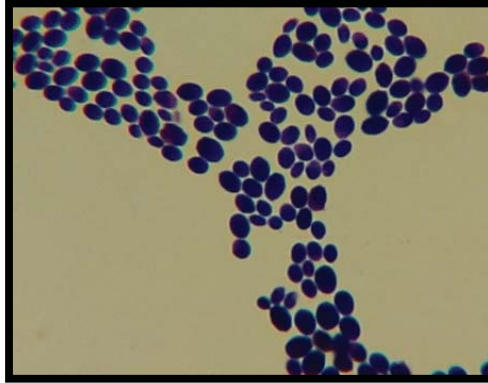


Figura 155. Blastoconidios elipsoidales de *Candida glabrata* teñidos con Gram (100x).

***Meyerozyma guilliermondii* (*Candida guilliermondii*)**

Se ha logrado aislar a partir de suero de leche, peces y heces de animales⁴⁴.

Estructuras macroscópicas y microscópicas de identificación

En agar dextrosa Sabouraud se desarrolla en 24 a 48 horas, las colonias son de color blanco a crema, de apariencia lisa y húmeda, de aspecto brillante con bordes lisos^{6,44,154} (Figura 156). En CHROMagar Candida[®] sus colonias son de color rosa claro brillantes³⁸ (Figura 157).

Microscópicamente sus blastoconidios son esféricos y anchos, las pseudohifas son cortas y ramificadas, no produce tubo germinal ni clamidoconidios^{6,44,154} (Figura 158).

Pruebas de identificación

Se desarrolla en presencia de cicloheximida, asimilación y fermentación de carbohidratos^{6,44}.



Figura 156. Cultivo de *Meyerozyma guilliermondii* (*Candida guilliermondii*) en agar dextrosa Sabouraud incubado a 37°C durante 48 horas. Colonias pequeñas de color blanco, de apariencia lisa y cremosas.



Figura 157. Cultivo de *Meyerozyma guilliermondii* (*Candida guilliermondii*) en CHROMagar Candida® incubado a 37°C durante 48 horas. Colonias de color lila.

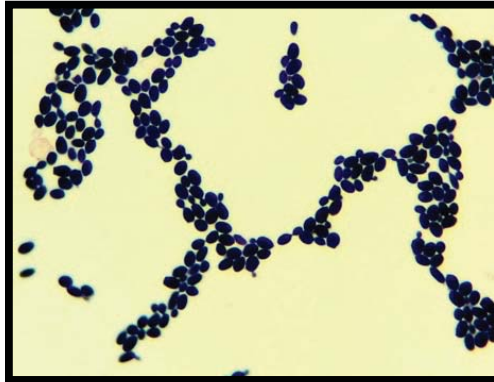


Figura 158. Blastoconidios ovoides de *Meyerozyma guilliermondii* (*Candida guilliermondii*) teñidos con Gram (100x).

***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^{13,155}.

Estructuras macroscópicas y microscópicas de identificación

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^{6,44,154} (Figura 159).

En CHROMagar *Candida*[®] las colonias son de color beige a rosa claro mate, es difícil distinguirlas de otras especies³⁸ (Figura 160). En agar BiGGY[®] las colonias son de color café rojizo oscuro^{39,40} (Figura 161).

Al microscopio, los blastoconidios son de forma ovoide cortos o largos, pueden ser elongados, las pseudohifas son ramificadas y en ocasiones son ausentes o en poca cantidad^{6,44} (Figura 162).

Pruebas de identificación

Se desarrolla hasta a 40°C y también en presencia de cicloheximida^{6,44,154}.



Figura 159. Cultivo de *Kluyveromyces marxianus* (*Candida kefir*) en agar dextrosa Sabouraud incubado a 37°C durante 48 horas. Colonias de color blanco a crema, de apariencia lisa y cremosa.



Figura 160. Cultivos de *Kluyveromyces marxianus* (*Candida kefir*) en CHROMagar Candida® incubado a 37°C durante 48 horas. Colonias en color rosa claro.



Figura 161. Cultivo de *Kluyveromyces marxianus* (*Candida kefyr*) en agar BiGGY® incubado a 37°C durante 48 horas. Colonias en color café claro.

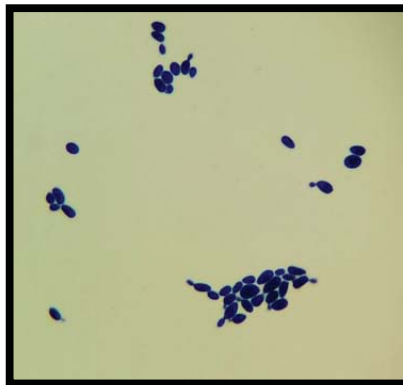


Figura 162. Blastoconidios ovales cortos de *Kluyveromyces marxianus* (*Candida kefyr*) teñidos con Gram (100x).

***Pichia kudriavzevii* (*Candida krusei*)**

Se ha aislado de cerveza, productos lácteos y de excrementos de animales y aves, de leche de rumiantes clínicamente sanos y con mastitis subclínica y clínica^{13,44}.

Estructuras macroscópicas y microscópicas de identificación

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^{6,44,154} (Figura 163). En CHROMagar Candida® las colonias son

rugosas de color rosa al centro y el en color blanco^{38,44} (Figura 164). En agar BiGGY® las colonias se observan de color café con un ligero halo amarillo^{39,40} (Figura 165).

Microscópicamente los blastoconidios son de forma ovoide pequeños o elongados, presenta pseudohifas ramificadas^{6,44,154} (Figura 166).

Pruebas de identificación

Puede desarrollarse hasta a 42°C y no se desarrolla en presencia de cicloheximida^{6,154}. Cuando es cultivada en tubos con caldo dextrosa Sabouraud forma una película en la superficie que ayuda en su diferenciación de otras especies del género⁶ (Figura 167).



Figura 163. Cultivo de *Pichia kudriavzevii* (*Candida krusei*) en agar dextrosa Sabouraud incubado a 37°C durante 48 horas. Colonias de color crema con apariencia plana y rugosa, de consistencia seca.



Figura 164. Cultivo de *Pichia kudriavzevii* (*Candida krusei*) en CHROMagar Candida® incubado a 37°C durante 48 horas. Colonias de color rosa con orilla blanca, de aspecto seco y rugoso.



Figura 165. Cultivo de *Pichia kudriavzevii* (*Candida krusei*) en agar BiGGY® incubado a 37°C durante 48 horas. Colonias de color café oscuro, secas y con un ligero halo amarillo alrededor.

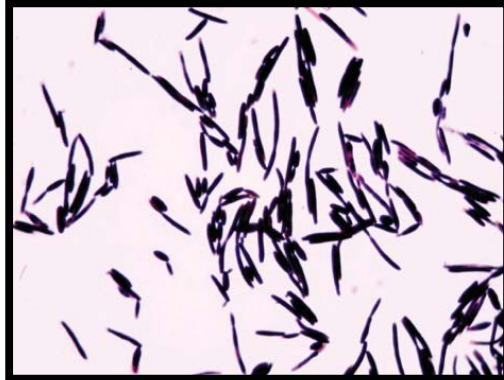


Figura 166. Blastoconidios alargados, gruesos y delgados de *Pichia kudriavzevii* (*Candida krusei*) teñidos con Gram (100x).



Figura 167. Formación de película de *Pichia kudriavzevii* (*Candida krusei*) en caldo Sabouraud incubado a 37°C durante 24 horas.

***Clavispora lusitaniae* (*Candida lusitaniae*)**

Se encuentra en frutas y en una gran variedad de otros materiales vegetales. Ocasionalmente se ha aislado de la leche de rumiantes^{13,68}.

Características macroscópicas y microscópicas de identificación

En agar dextrosa Sabouraud las colonias se desarrollan en 24 a 48 horas, son de color blanco a crema, de aspecto brillante, lisas o rugosas^{6,154} (Figura 168). En CHROMagar Candida[®] las colonias son de color lila mate³⁸ (Figura 169). No se desarrolla en agar BiGGY^{®155}.

Al microscopio, los blastoconidios son redondos u ovals, produce pseudohifas delgadas y ramificadas con pequeñas cadenas de blastoconidios elongados^{6,154} (Figura 170).

Pruebas de identificación

Se desarrolla hasta a 42°C y también en presencia de cicloheximida^{6,154}.



Figura 168. Cultivo de *Clavispora lusitanae* (*Candida lusitanae*) en agar dextrosa Sabouraud incubado a 37°C durante 48 horas. Colonias en color crema, de aspecto liso y húmedo con bordes definidos.



Figura 169. Cultivo de *Clavispora lusitanae* (*Candida lusitanae*) en CHROMagar Candida® incubado a 37°C durante 48 horas. Colonias en color lila claro.



Figura 170. Blastoconidios ovoides y pequeños de *Clavispora lusitanae* (*Candida lusitanae*) teñidos con Gram (100x).

Complejo *Candida parapsilosis*

Actualmente este complejo se encuentra constituido por las especies: *Candida parapsilosis*, *Candida orthopsilosis*, *Candida metapsilosis*, *Lodderomyces elongisporus*^{44,159}.

Estructuras macroscópicas y microscópicas de identificación

En agar dextrosa Sabouraud las colonias se desarrollan en un lapso de 24 a 48 horas, son de color blanco a crema, de apariencia lisa, brillosas con aspecto húmedo^{6,44,154,159} (Figura 171). En CHROMagar Candida® forma colonias de color blanco a crema o rosa mate³⁸ (Figura 172), mientras que en agar BiGGY® se observan de color café rojizo claro a oscuro^{39,40} (Figura 173).

Microscópicamente, los blastoconidios son ovoides y pueden ser alargados y gruesos, las pseudohifas son multiramificadas^{6,44,154} (Figura 174).

Pruebas de identificación

Se desarrolla hasta a 37°C, no se desarrolla con cicloheximida, asimilación y fermentación de carbohidratos^{6,44}.



Figura 171. Cultivo de *Candida parapsilosis* en agar dextrosa Sabouraud incubado a 37°C durante 48 horas. Colonias de color crema, de apariencia húmeda y aspecto liso.



Figura 172. Cultivo de *Candida parapsilosis* en CHROMagar Candida® incubado a 37°C durante 48 horas. Colonias en color lila claro.

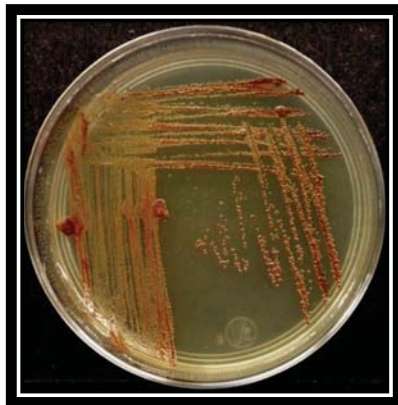


Figura 173. Cultivo de *Candida parapsilosis* en agar BiGGY® incubado a 37°C durante 48 horas. Colonias de color café claro a marrón.

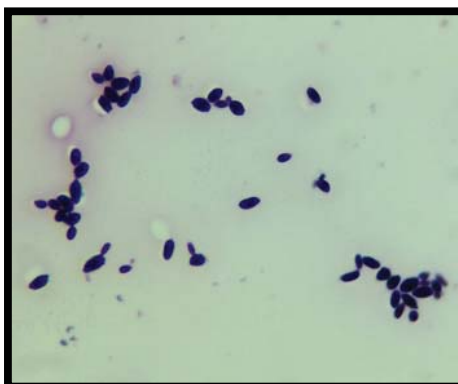


Figura 174. Blastoconidios pequeños ovoides de *Candida parapsilosis* teñidos con Gram (100x).

Candida tropicalis

Se ha aislado de heces, camarones, suelo, leche de rumiantes clínicamente sanos y con mastitis subclínica y clínica^{13,159}.

Características macroscópicas y microscópicas de identificación

Las colonias se desarrollan entre 24 y 48 horas en agar dextrosa Sabouraud, son de color blanco a crema, lisas, de aspecto cremoso, con bordes arrugados o con un margen micelial^{6,44} (Figura 175). En CHROMagar *Candida*® las colonias son de color azul metálico^{6,38,44} (Figura 176). En agar BiGGY® forma colonias de color café oscuro con prominencia negra central^{39,40} (Figura 177).

Al microscopio, los blastoconidios son de forma redonda a oval^{6,44,154} (Figura 178). Produce pseudohifas ramificadas, puede desarrollar hifas verdaderas y raramente clamidoconidios con forma de gota^{6,44,154}.

Pruebas de identificación

Se desarrolla hasta a 40°C y también en presencia de cicloheximida⁴⁴. Cuando es cultivada en caldo dextrosa Sabouraud forma una película en la superficie del tubo^{6,154}.



Figura 175. Cultivo de *Candida tropicalis* en agar dextrosa Sabouraud incubado a 37°C durante 48 horas. Colonias blancas y lisas de aspecto cremoso.



Figura 176. Cultivo de *Candida tropicalis* en CHROMagar Candida® incubado a 37°C durante 48 horas. Colonias color azul metálico.



Figura 177. Cultivo de *Candida tropicalis* en agar BiGGY® incubado a 37°C durante 48 horas. Colonias de color café oscuro.



Figura 178. Blastoconidios de *Candida tropicalis* teñidos con Gram (100x).

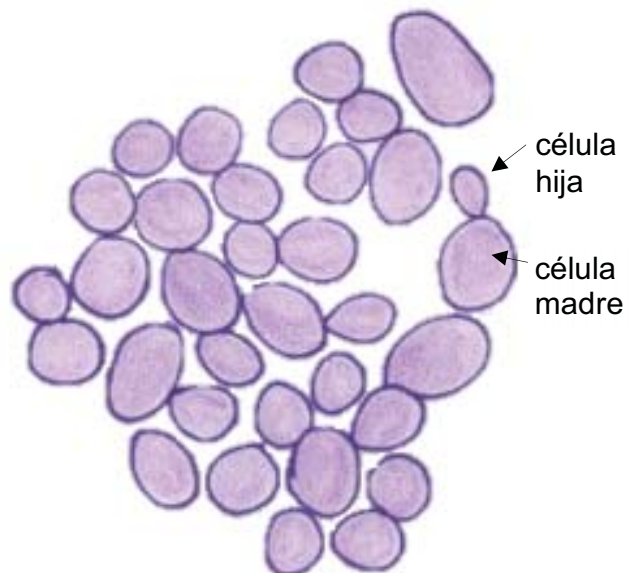


Figura 179. Blastoconidios de *Candida* spp.

Cryptococcus spp.

Es un género levaduriforme que puede encontrarse en el suelo y restos vegetales. *Cryptococcus neoformans* se aísla de los excrementos de palomas u otras aves, mientras que *Cryptococcus gattii* de las cortezas y huecos en árboles^{6,165}.

Especies frecuentes

Las especies clínicamente relevantes son *Cryptococcus neoformans* y *Cryptococcus gattii* (*Cryptococcus neoformans* var. *gattii*)^{44,165}. Otras especies reportadas con menor frecuencia son *Cryptococcus albidus*, *Cryptococcus laurentii*, *Solicoccozyma terrea* (*Cryptococcus terreus*), *Filobasidium uniguttulatum* (*Cryptococcus uniguttulatus*), *Hannaella luteola* (*Cryptococcus luteolus*) y *Goffeazyma gástrica* (*Cryptococcus gastricus*)^{44,166}.

Especies animales afectadas

La criptococosis en los animales domésticos puede tener diversas manifestaciones clínicas y se ha aislado a partir de leche de vacas, búfalo, borrega y cabras^{68,104,160,165}, se ha encontrado en caballos^{103,165,167}, perros^{168,169,170,171,172,173}, gatos^{174,175,176}, en un borrego¹⁷⁷ en murciélagos¹⁷⁸ y también puede causar enfermedad en aves¹⁶⁵ (Cuadro 20).

Cuadro 20. Manifestaciones clínicas de *Cryptococcus* spp. en animales domésticos y silvestres.

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	<i>Cryptococcus</i> spp.
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 de identificación

Las colonias en agar dextrosa Sabouraud se desarrollan en 48 a 72 horas, son de color crema, de textura mucoide, con apariencia viscosa y con bordes lisos^{4,6,44,166,179} (Figura 180). En agar Niger o Staib las colonias son oscuras⁴⁴.

Es una levadura capsulada, los blastoconidios son globosos a elongados, puede producir pseudohifas rudimentarias^{4,6,44,166,179} (Figuras 184, 185 y 186).

Pruebas de identificación

Las pruebas de identificación del género incluyen: a) Desarrollo a 37°C, en la que las especies potencialmente patógenas como *Cryptococcus neoformans* y *Cryptococcus gattii* se desarrollan bien, b) Presencia de cápsula (Figuras 185 y 186), c) Producción de ureasa (positiva para todas las especies), d) Producción de fenoloxidasa (esta enzima se detecta en medio Niger, las especies patógenas se ven más oscuras que las saprófitas) (Figura 181)^{4,44,179}.

Para la diferenciación de *Cryptococcus neoformans* y *Cryptococcus gatti* se utiliza el agar CGB (Canavanina, glicina, azul de bromotimol), en este medio, en un tiempo de 2 a 5 días, únicamente se desarrolla *Cryptococcus gattii* y cambia el medio de color amarillo a color azul^{6,44,179} (Figura 183).



Figura 180. Cultivo de *Cryptococcus neoformans* en agar dextrosa Sabouraud incubado a 37°C durante 4 días. Colonias de color crema, planas y mucoides de bordes lisos.



Figura 181. Cultivo de *Cryptococcus neoformans* en agar Niger incubado a 37°C durante 4 días. Colonias de color café oscuro.



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

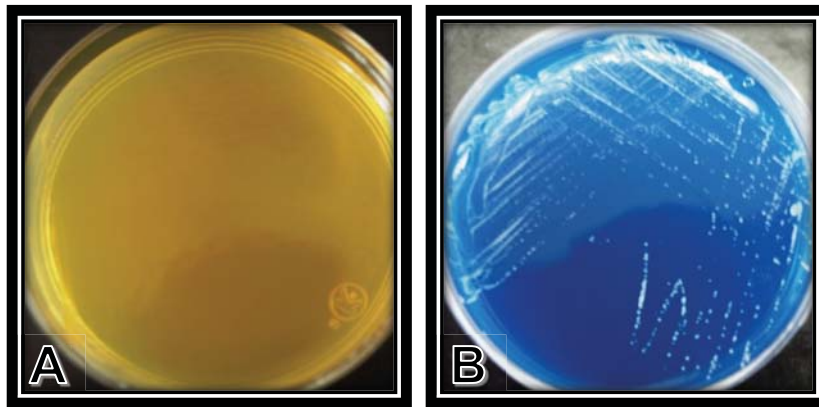


Figura 183. Agar CGB (Canavanina, glicina, azul de bromotimol) incubado a 37°C durante 4 días. A) *Cryptococcus neoformans*, sin desarrollo. B) *Cryptococcus gattii*, colonias en color blanco y cambio de color del medio de amarillo a azul.

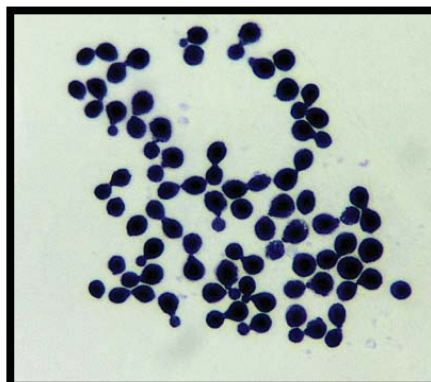


Figura 184. Blastoconidios globosos con gemaciones de base angosta de *Cryptococcus neoformans* teñidos con Gram (100x).

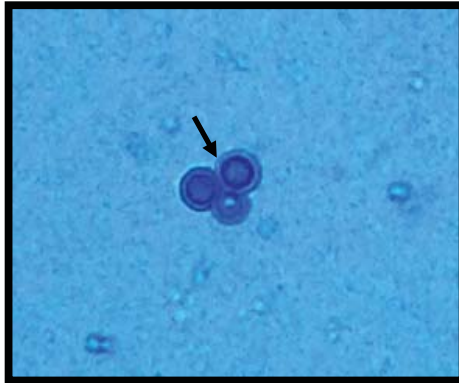


Figura 185. Tinción negativa con tinta china de *Cryptococcus neoformans* (100x). Se aprecia cápsula como un halo.

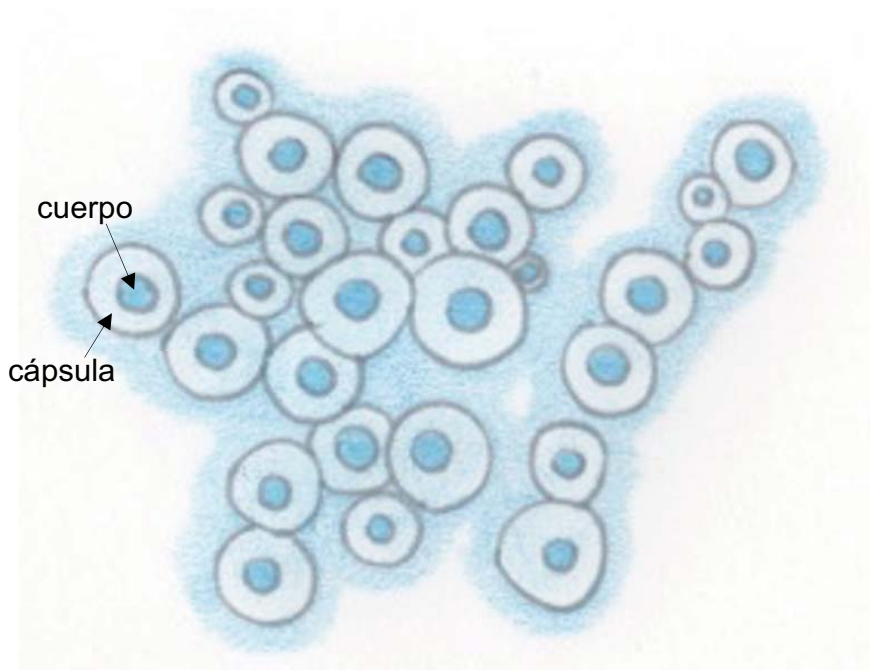


Figura 186. Blastoconidios capsulados de *Cryptococcus neoformans*.

Malassezia spp.

Son hongos levaduriformes que forman parte de la microbiota de la piel de los animales^{44,180,181}. Por ejemplo en la piel del oído de los perros¹⁸³.

Especies frecuentes

Hasta el momento se han reportado 14 especies que son lipofílicas, por su dependencia de lípidos, y solo una, *Malassezia pachydermatis*, que puede desarrollarse en ausencia de lípidos⁴⁴.

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.

Las especies de *Malassezia* que han sido reportadas como parte de la microbiota en algunos animales se muestran 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>
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>

Tomado de: ¹⁸¹ Cabañes FJ, 2010

Especies animales afectadas

En los perros, *Malassezia pachydermatis* es parte de la microbiota del oído externo y superficies mucocutáneas y también es asociada a dermatitis (margen de labios, canal auricular, axilas, ingle, cuello ventral, piel interdigital, pliegues de la piel, perivulvar y perianal), otitis y onicomycosis^{6,44,181,183,184}.

Otras afecciones observadas en animales son: dermatitis en cabras¹⁸⁵, dermatitis en un gato¹⁸⁶, se ha aislado del aparato reproductor de yeguas sanas¹⁰³ y de uñas de un león marino sudamericano⁹⁵ (Cuadro 22).

Cuadro 22. Manifestaciones clínicas de *Malassezia* spp. en animales domésticos y silvestres.

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		
León marino sudamericano (<i>Otaria flavescens</i>)	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 de identificación

Como se mencionó, la mayoría de las especies necesitan ácidos grasos en el medio de cultivo para su desarrollo^{6,180}. En agar dextrosa Sabouraud se desarrolla de 3 a 5 días⁶. Las colonias son de color crema a café amarillentas, lisas o ligeramente arrugadas, brillosas o mate y de bordes lisos o lobulados^{6,44,180,181} (Figura 187).

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^{6,44,180} (Figuras 188 y 189).



Figura 187. Cultivo de *Malassezia pachydermatis* en agar dextrosa Sabouraud incubado a 37°C durante 5 días. Colonias de color amarillo tenue con bordes lisos, la textura es ligeramente seca.

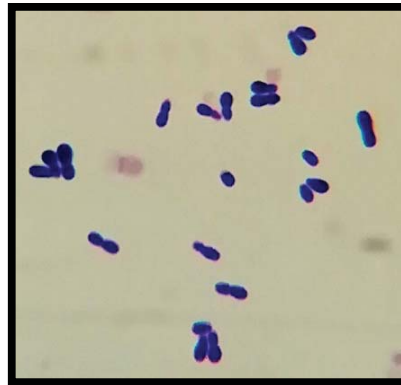


Figura 188. Morfología típica de zapatos con collarete de *Malassezia pachydermatis* teñidos con Gram (40x).

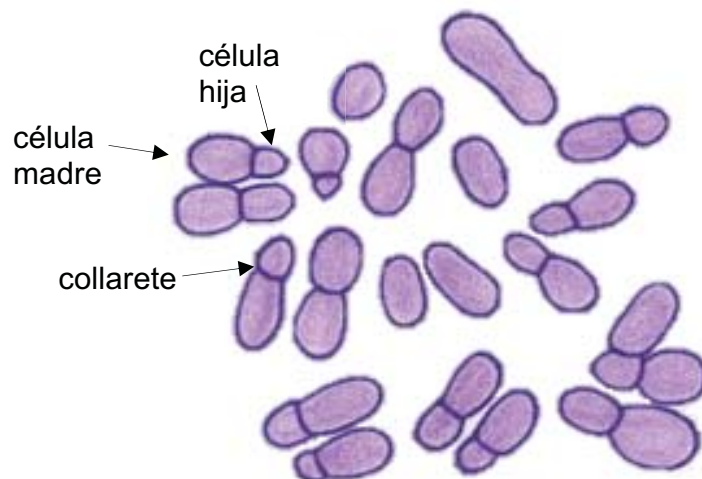


Figura 189. Blastoconidios de *Malassezia pachydermatis*.

Rhodotorula spp.

Género micótico ubicuos y saprófitos en la naturaleza, pueden aislarse del suelo, agua de mar, jugo de frutas, leche y productos lácteos^{44,72,187,188}. Es contaminante del laboratorio y bajo ciertas condiciones pueden actuar como patógenos oportunistas^{6,187}.

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*)^{44,187,189}.

Especies animales afectadas

De animales sanos se ha aislado del caparazón de tortugas boba⁵¹, de la cavidad nasal de caballos¹⁵⁸, de leche de borregos¹⁰⁴ y aparato reproductor de yeguas¹⁰³. Mientras que en procesos infecciosos, se ha reportado como causa probable de enfermedad letal en tilapias⁷², en dermatitis en un león marino¹⁹⁰, como causante de enfermedad respiratoria en un perro¹⁸⁹, en micosis de bolsas gutorales en caballos⁶³, fungemia en un cordero¹⁹¹ y en la leche de vacas con mastitis clínica y subclínica¹⁶⁰ (Cuadro 23).

Por su producción de carotenoides, se han usado experimentalmente como fuente de pigmento en gallinas de postura¹⁹².

Cuadro 23. Manifestaciones clínicas de *Rhodotorula* spp. en animales domésticos y silvestres.

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	<i>Rhodotorula</i> spp.
Borrega (sana)	Leche	
Caballo	Micosis de bolsas gutorales	
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 de identificación

Todas las especies de este género producen carotenoides, por lo que sus colonias son de color rosa, coral, naranja o rojo, de textura húmedas y mucoides^{6,187,189} (Figura 190).

Sus blastoconidios son redondos a ovalados, ocasionalmente forma hifas rudimentarias^{6,187} (Figuras 191 y 192).

Pruebas de identificación

- Asimilación y fermentación de carbohidratos^{6,44}
- Producción de ureasa^{6,187}
- Reducción de nitratos⁴⁴
- Desarrollo con 0.1% de cicloheximida^{6,44}
- Desarrollo a 37° ó 40°C^{6,44}



Figura 190. Cultivo de *Rhodotorula* spp. en agar dextrosa Sabouraud incubado a 37°C durante 48 horas. Colonias de color naranja, con bordes lisos y de apariencia mucoides.

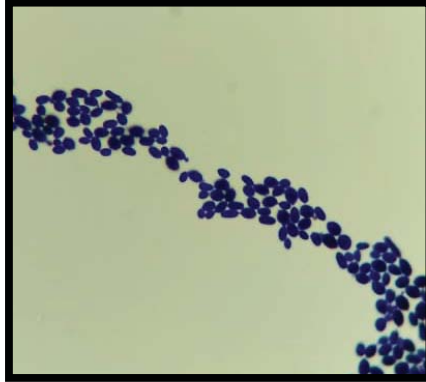


Figura 191. Blastoconidios ovalados de *Rhodotorula* spp. teñidos con Gram (100x).

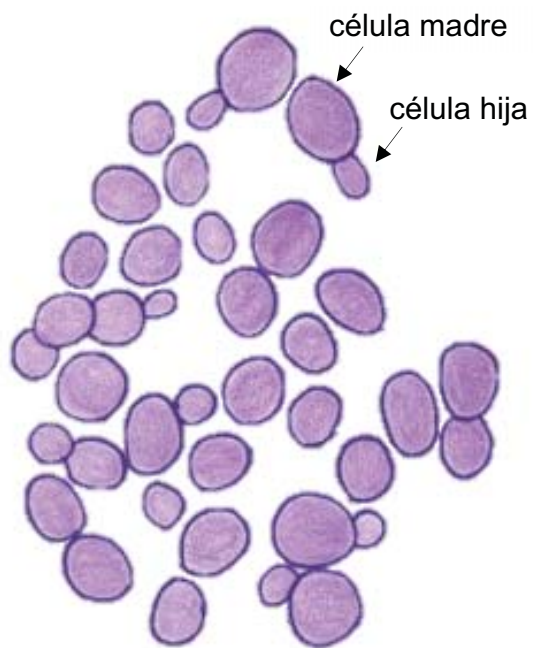


Figura 192. Blastoconidios de *Rhodotorula* spp.

Trichosporon spp.

Es un género de hongos ampliamente distribuidos en la naturaleza^{44,193}. Se pueden aislar del suelo, madera en descomposición, aire, agua dulce y salada, queso, algunos insectos, vegetales, mamíferos, aves y excrementos de aves, murciélagos y vacas^{193,194}. Son patógenos oportunistas.

Especies frecuentes

Este género tiene alrededor de 50 especies¹⁹⁵. De las cuales en animales se han reportado: *Trichosporon asahii*, *Trichosporon beigelii*, *Apiotrichum loubieri* (*Trichosporon loubieri*), *Apiotrichum montevideense* (*Trichosporon montevideense*), *Cutaneotrichosporon mucoides* (*Trichosporon mucoides*) y *Cutaneotrichosporon jirovecii* (*Trichosporon jirovecii*)^{103,158,160,195,196,197}.

Especies animales afectadas

En animales sanos se ha aislado del tracto reproductor de yeguas¹⁰³, como microbiota de la cavidad nasal de caballos¹⁵⁸ y de leche de borregas¹⁰⁴. En casos clínicos se ha reportado en un caso de queratoconjuntivitis en un gecko¹⁹⁸, en gatos como granuloma nasal o enfermedad sistémica^{196,197}, en lesiones cutáneas en tortugas¹⁹⁹, en micosis de bolsas gurgutales en caballos⁶³, se ha aislado de un feto abortado de caballo⁶², como causante de meningoencefalitis¹⁹⁵ o enfermedad respiratoria en un perro¹⁸⁹ y en vacas con mastitis clínica¹⁶⁰ (Cuadro 24).

Cuadro 24. Manifestaciones clínicas de *Trichosporon* spp. en animales domésticos y silvestres.

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.
	Infeción de bolsas gurgutales	
Gecko leopardo	Queratoconjuntivitis	
Gato	Granuloma nasal	<i>Apiotrichum loubieri</i> (<i>Trichosporon loubieri</i>)
	Micosis sistémica	
Vaca (mastitis)	Leche	<i>Trichosporon mucoides</i>

Especie animal	Localización, lesión o patología	Especie de <i>Trichosporon</i>
Perro	Meningoencefalitis	<i>Apiotrichum montevidense</i> (<i>Trichosporon montevidense</i>)
	Enfermedad respiratoria	<i>Cutaneotrichosporon jirovecii</i> (<i>Trichosporon jirovecii</i>)
Tortuga	Dermatitis en cuello	

Características macroscópicas y microscópicas de identificación

Las colonias en agar dextrosa Sabouraud se desarrollan en 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 cerebriforme radial)^{6,44,193,194,200} (Figura 193).

Microscópicamente, produce pseudohifas e hifas verdaderas^{194,200}. Sus hifas son hialinas y septadas, que se rompen y generan arthroconidios que son unicelulares, cúbicos con forma de barril, ovales o rectangulares^{44,193,194,200}. Los blastoconidios son de tamaño variable^{44,193,194,200} (Figuras 194 y 195)

Pruebas de identificación

- Asimilación y fermentación de carbohidratos^{6,44,193,194}
- Producción de ureasa^{6,44,193,194}.
- Desarrollo en 0.1% de cicloheximida^{6,44}
- Desarrollo a 37° ó 40°C^{6,44}
- Desarrollo de película en caldo Sabouraud⁶



Figura 193. Cultivo en agar dextrosa Sabouraud de *Trichosporon* spp. incubado a 37°C durante 5 días.

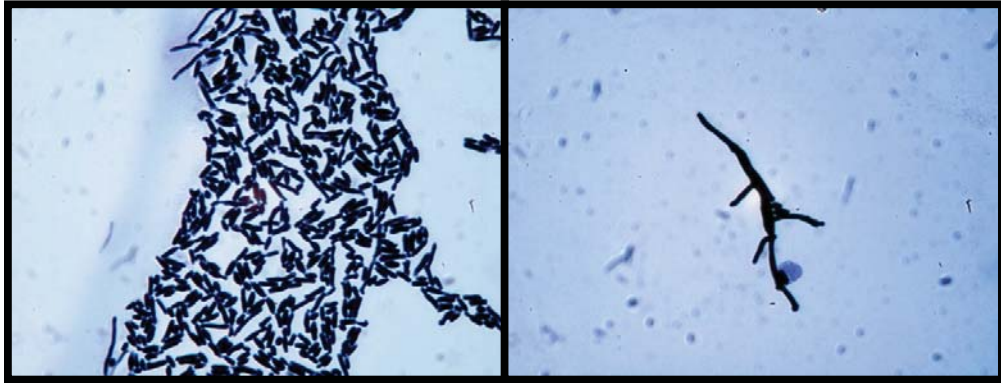


Figura 194. a) Blastoconidios y pseudohifas y b) Pseudohifa de *Trichosporon* spp. teñidos con Gram (100x).

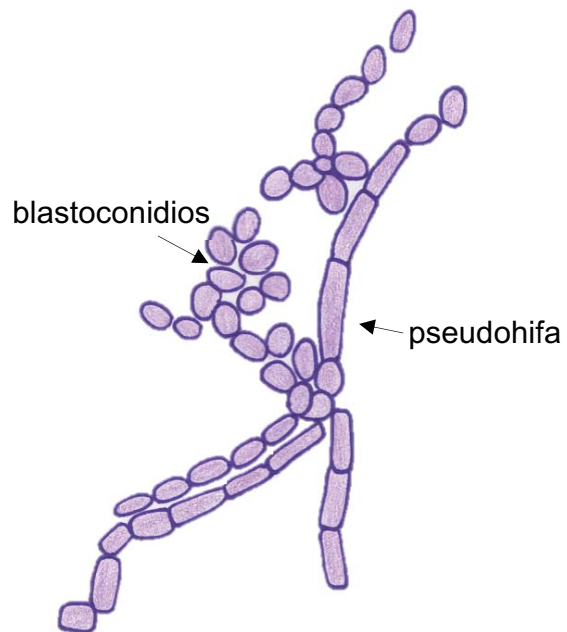


Figura 195. Estructuras microscópicas de *Trichosporon* spp.

Hongos dimórficos

***Blastomyces* spp.**

Es un hongo saprófito que existe en la naturaleza en su fase filamentosa y dentro de un organismo como levadura^{173,201,202,203}. Una de las especies relevantes como es *Blastomyces dermatitidis* se puede encontrar en el suelo y materia orgánica en descomposición⁴⁴.

Especies micóticas involucradas

El género hasta el momento cuenta con dos especies que son morfológicamente iguales: *Blastomyces dermatitidis* y *Blastomyces gilchristii*^{44,204}.

Especies animales afectadas

La principal vía de inoculación es respiratoria y sucede al inhalar los conidios o por inoculación directa en piel lesionada^{201,205}. Afecta principalmente pulmón, piel, hueso, próstata y sistema nervioso central²⁰¹.

La blastomicosis en diversas manifestaciones clínicas ha sido reportada en perros^{202,206,207,208,209,210,211,212}, una llama²¹³, un gato²¹⁴, un caballo²⁰⁵, una alpaca²¹⁵, un oso negro americano²¹⁶, una rata²¹⁷, un coyote²¹⁸ y un hurón²¹⁹ (Cuadro 25).

Cuadro 25. Manifestaciones clínicas de *Blastomyces* spp. en animales doméstico y silvestres.

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	<i>Blastomyces</i> spp.
	Mastitis	
	Oronasal	
	Esplenitis por blastomicosis	

Espece animal	Localización, lesión o patología	Espece de <i>Blastomyces</i>
Oso negro americano (<i>Ursus americanus</i>)	Blastomicosis septicémica	<i>Blastomyces</i> spp.
Alpaca		
Coyote	Neumonía piogranulomatosa	<i>Blastomyces dermatitidis</i>
Hurón	Blastomicosis pulmonar	
Llama	Neumonía	

Características macroscópicas y microscópicas de identificación

Al ser 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^{1,4,6,44,201,204}.

Fase filamentosa:

En agar dextrosa Sabouraud o agar micobiótico las colonias se desarrollan entre 25 y 30°C, su tiempo de desarrollo es de 14 a 28 días, inicialmente se forma una colonia de aspecto levaduriforme o ceroso y con el tiempo va adquiriendo una apariencia algodonosa de color blanco que oscurece a café claro conforme madura la colonia^{1,4,6,44,201,173,204}. El reverso de la colonia es pálido²⁰³. Su tiempo de desarrollo es de dos a cuatro semanas^{201,203}.

Microscópicamente, produce un micelio hialino ramificado, con hifas septadas, con conidios piriformes a esféricos, unicelulares de pared delgada que se producen directamente de la hifa o en conidióforos y entonces asemejan una paleta^{1,4,6,44,173,203}.

Fase levaduriforme:

Se requiere un medio enriquecido, se forman colonias de apariencia arrugada, cerosas, cremosas, granulares, planas, de color blanco a amarillento o café claro^{1,6,44,201,204}.

Microscópicamente se observan células levaduriformes esféricas grandes con blastoconidios de base ancha y pared gruesa^{1,6,200,203}.

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

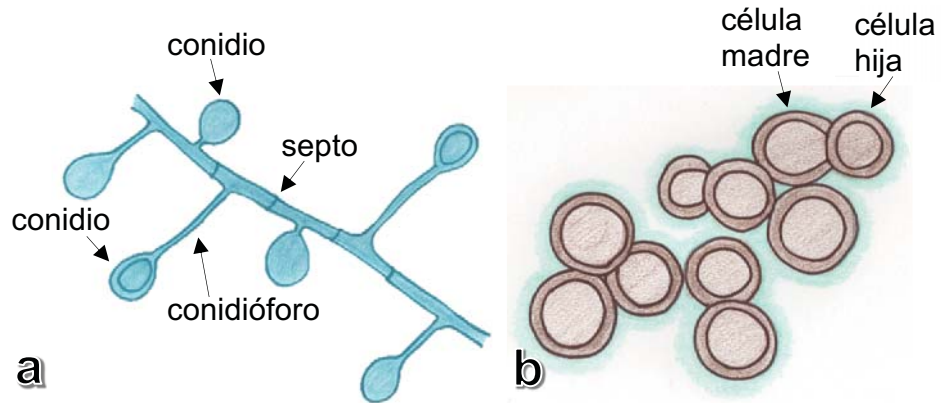


Figura 196. Dimorfismo de *Blastomyces dermatitidis*. a) Hifa septada con conidios piriformes unidos a la hifa que asemejan una paleta. b) Células levaduriformes esféricas de pared gruesa.

***Coccidioides* spp.**

Género micótico que habita en el suelo de zonas cálidas y secas con poca precipitación^{4,6,44,172,220}. Es un patógeno obligado^{4,6,44,220}.

Especies frecuentes

Las especies de este género son *Coccidioides immitis* y *Coccidioides posadasii*, morfológicamente indistinguibles entre sí^{4,6,44,173,204}.

Especies animales afectadas

La infección en animales domésticos y silvestres ocurre al inhalar los artroconidios, dentro del huésped se desarrolla la fase infectante que es la levadura, en el caso de este género se denominan esférulas⁴. Se ha aislado de perros^{221,222,223}, de caballos²²¹, de una alpaca²²⁴, de una llama²²⁵ y de gatos^{226,227} (Cuadro 26).

Cuadro 26. Manifestaciones clínicas de *Coccidioides* spp. en animales domésticos y silvestres.

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

Características macroscópicas y microscópicas de identificación

El cultivo de este organismo requiere un laboratorio nivel 3 de bioseguridad por su alto grado de virulencia y no debe de 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 se desarrollan en un promedio de 10 días a 25 ó 37°C⁶. Cuando son jóvenes tienen una textura cerosa, húmeda y membranosa de color grisáceo, al ir madurando la colonia se desarrolla un micelio aéreo de color blanco que le confiere una apariencia aterciopelada, vellosa o algodonosa y que con el tiempo se vuelve de color gris a café claro, al reverso puede ser de color blanco, gris, amarillo o café^{4,6,44,204,220}.

Microscópicamente se observan hifas gruesas, septadas y ramificadas que forman los artroconidios hialinos de pared gruesa con forma de barril o rectangulares (artroclamidoconidios)^{1,4,6,44,173,204,220}.

Fase levaduriforme:

El desarrollo de esta fase (esférula) requiere de medios enriquecidos y microaerofilia a temperaturas de 37 y 40°C^{6,220}.

Al microscopio se observan esférulas grandes con pared gruesa y llenas de endosporas²²⁰.

En una muestra clínica pueden observarse las esférulas con doble membrana y en su interior las endosporas¹⁷³.

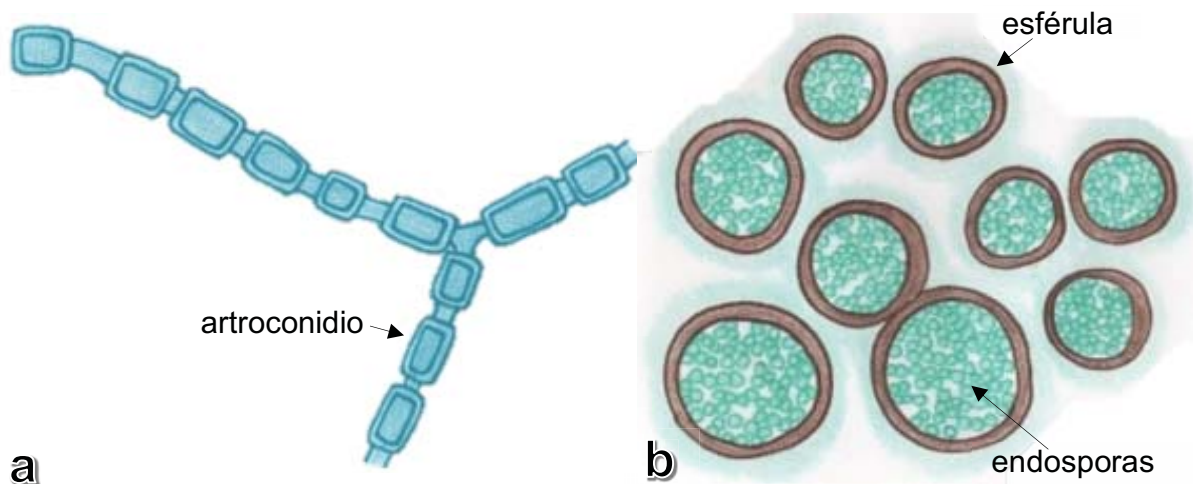


Figura 197. Dimorfismo de *Coccidioides* spp. a) Artroconidios en forma de barril con pared gruesa. b) Esférulas de pared gruesa llenas de endosporas.

***Histoplasma* spp.**

Es un hongo de distribución mundial saprófito del suelo, material vegetal en descomposición, excrementos de aves y murciélagos^{4,6,44,173,228}.

Especies frecuentes

Hasta el momento se ha descrito a *Histoplasma capsulatum* con tres variedades: var. *capsulatum* (causante común de histoplasmosis), var. *duboisii* y var. *farciminosum*^{6,44}.

Especies animales afectadas

La infección es resultado de la inhalación de conidios²⁰⁴. Afecta principalmente al sistema reticuloendotelial, además de ser un hongo intracelular facultativo^{4,173,204}.

La fase de levadura es la que se encuentra en el organismo afectado, sin embargo se reportó que en el colon de un perro se encontraron tanto la fase filamentosa como la fase levaduriforme²²⁹. Por lo que debe considerarse en 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 caballos⁴⁴, un perro²²⁹, gatos^{230,231,232}, un conejo²³³, mapaches²³⁴, una cabra²³⁵ y murciélagos¹⁷⁸ (Cuadro 27).

Cuadro 27. Manifestaciones clínicas de *Histoplasma* spp. en animales domésticos y silvestres.

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 de identificación

Es un hongo dimórfico térmico^{204,228}. 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^{6,44,173,228}. El reverso de la colonia puede ser de color blanco, amarillo, naranja o café claro^{6,44,228}.

Microscópicamente, se producen macro y microconidios²²⁸. Se desarrolla por completo entre 15 y 20 días pero puede tardar hasta 28⁶. 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^{6,44,204,228}. Los macroconidios también son llamados tuberculoclamidoconidios o macroaleurioconidios²²⁸.

Fase levaduriforme:

Se desarrolla de 4 a 5 días al incubarlo en un medio enriquecido a 37°C^{6,44,173}. Las colonias son de desarrollo lento, de color blanco, lisas y húmedas^{6,44,228}.

Al microscopio se observan células levaduriformes pequeñas, esféricas a ovaladas con gemaciones de base angosta^{6,204,228}.

El organismo no sobrevive mucho tiempo en muestras clínicas⁶.

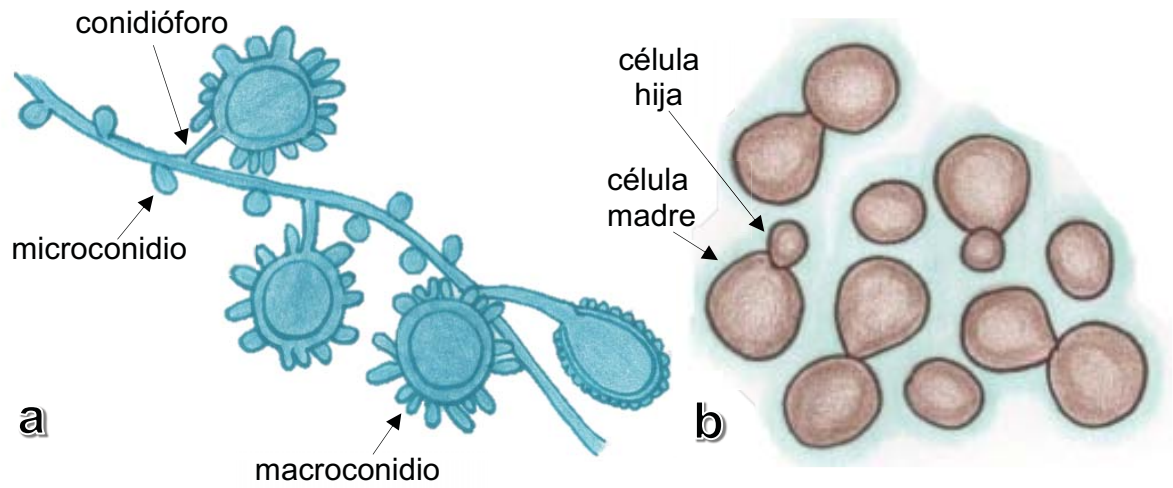


Figura 198. Dimorfismo de *Histoplasma capsulatum*. a) Hifas con microconidios piriformes y macroconidios con tubérculos que asemejan dedos. b) Células levaduriformes esféricas a ovaladas.

Conclusiones

- En la realización del presente trabajo de tesis se recopiló la mayor cantidad de información del proceso de diagnóstico micológico y de la gran variedad de hongos que pueden estar presentes en los animales.
- Con relación a los diversos reportes de casos clínicos consultados, es necesario que en los diagnósticos diferenciales en los animales se incluya a los hongos como posibles causantes de procesos infecciosos.
- La información de micología veterinaria es escasa, incluyendo los reportes de casos clínicos. Es necesario generar más información en formato escrito o digital para apoyar a los profesionales que cuidan de la salud y el bienestar animal.

Fuentes consultadas

1. Arenas R. Micología Médica Ilustrada. 6ª ed. China: McGrawHill; 2019.
2. Samantha I. Veterinary Mycology. India: Springer; 2015.
3. Bonifaz JA. 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 Iberoam 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. 2^a 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. Patriarca A, Fernández V. *Alternaria*. Reference Module. En: Reference Module in Food Science. Elsevier;2018.
42. Pastor FJ, Guarro J. *Alternaria* infections: laboratory diagnosis and relevant clinical features. *Clin Microbiol Infect.* 2008;14:734-746.
43. Woudenberg JHC, Groenewald JZ, Binder M, Crous PW. *Alternaria* Redefined. *Stud Mycol.* 2013;75(1):171-212.
44. Kidd S, Halliday C, Alexiou H, Ellis D. Descriptions of Medical Fungi. 3ª ed. Australia;2017.
45. DrFungus. *Alternaria* Species. [Internet] 2000. [Consultado en noviembre del 2020] Disponible en: <https://drfungus.org/knowledge-base/alternaria-species/>
46. 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):7-31.
47. Castañeda R, Chirivella J, Carbonell E. Micotoxicosis derivadas de la nutrición animal. Revisión del tema. *Nereis.* 2012;4:51-61.
48. Thomma BPHJ. *Alternaria* spp.: from general saprophyte to specific parasite. *Mol Plant Pathol.* 2003;4(4):225-236.
49. 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.

50. 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.
51. 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.
52. DrFungus. *Aspergillus* Species. [Internet] 2000. [Consultado en noviembre 2020]. Disponible en: <https://drfungus.org/knowledge-base/aspergillus-species/>
53. 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.
54. 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.
55. 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.
56. Amaike S, Keller NP. *Aspergillus flavus*. *Annu Rev Phytopathol.* 2011;49:107-133.
57. 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.
58. 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.
59. 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.
60. 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.

61. Refai M, El-Yazid HA, Hassan A. Monograph on *Aspergillus* and Aspergillosis in man, animals and birds. 2014.
62. 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.
63. 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.
64. Goodale EC, Outbridge CA, White SD. *Aspergillus* otitis in samall animals a retrospective study of 17 cases. Vet Dermatol. 2016;27:3-e2.
65. 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.
66. 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.
67. do Carmo PMS, Portela RA, de Oliviera-Filho JC, Dantas AFM, Simoes SVD, Garino Jr. F, Riet-Correa F. Nasal and Cutaneuos Aspergillosis in a Goat. J Comp Path. 2014;150(1):4-7.
68. Ilhan Z, Ekin IH, Koltas S, Gulaydin O, Ozturk C, Borum AE. Occurence fo fungal agents in mastitis in dairy goat. J Anim Plant Sci. 2016;29(3):4691-4700.
69. 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.
70. 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.
71. Pazanivel N, Saahithya R, Thangapandiyan M, Rao GVS, Sridhar K. Pulmonary aspergillosis in a seventeen-day old ostrich chick (*Struthio camelus*). J Entomol Zool. 2018;6(5):553-555.

72. 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.
73. Malekinejad H, Fink-Gremmels J. Mycotoxicoses in veterinary medicine: Aspergillosis and penicilliosis. Vet Res Forum. 2020;11(2):97-103.
74. Jameel FA. Pathological effects of Ochratoxin A in brain, heart and lungs of chicks. J Vet Sci. 2011;4(2):93-98.
75. Mycology Online. *Aspergillus*. [Internet] 2017. [Consultado en noviembre del 2020]. Disponible en: <https://mycology.adelaide.edu.au/descriptions/hyphomycetes/aspergillus/>
76. Manamgoda DS, Rossman AY, Castlebury LA, Crous PW, Madrid H, Chukeatirote E, Hyde KD. The genus *Bipolaris*. Stud Mycol. 2014;79:221-228.
77. 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.
78. DrFungus. *Bipolaris* Species. [Internet] 2000. [Consultado en noviembre del 2020]. Disponible en: <https://drfungus.org/knowledge-base/bipolaris-species/>
79. Mycology Online. *Bipolaris*. [Internet] 2016. [Consultado en noviembre del 2020]. Disponible en: <https://mycology.adelaide.edu.au/descriptions/hyphomycetes/bipolaris/>
80. 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.
81. 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.
82. 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.

83. Mycology Online. *Cladosporium*. [Internet] [Consultado en noviembre del 2020]. Disponible en: <https://mycology.adelaide.edu.au/descriptions/hyphomycetes/cladosporium/>
84. Ogórek R, Lejman A, Pusz W, Miluch A, Miodynska P. Characteristics and taxonomy of *Cladosporium* fungi. Mikol Lek. 2012;19(2):80-85.
85. DrFungus. *Cladosporium* species. [Internet]. [Consultado en noviembre del 2020]. Disponible en: <https://drfungus.org/knowledge-base/cladosporium-species/>
86. Spano M, Zuliani D, Peano A, Bertazzolo W. *Cladosporium cladosporoides*-complex infection in a mixed-breed dog. Vet Clin Pathol. 2018;47:150-153.
87. 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.
88. 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.
89. DrFungus. *Fusarium* Species. [Internet]. 2000. [Consultado en noviembre del 2020]. Disponible en: <https://drfungus.org/knowledge-base/fusarium-species/>
90. Mycology Online. *Fusarium*. [Internet] 2020. [Consultado en noviembre del 2020]. Disponible en: <https://mycology.adelaide.edu.au/descriptions/hyphomycetes/fusarium/>
91. Nestic K, Ivanovic S, Nestic V. Fusarial Toxins: Secondary metabolites of *Fusarium* Fungi. En: Reviews of Environmental Contamination and Toxicology Volume 228. Whitacre D editor. Springer;2018.
92. 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.
93. Sugahara G, Kuichi A, Usui R, Usui R, Mineshige T, Kamiie J, Shirota K. Granulomatous Pododermatitis in the Digits Caused by *Fusarium proliferatum* in a Cat. J Vet Med Sci. 2014;76(3):435-438.

94. 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.
95. 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.
96. Lozano R, Marrujo F, Abad SM. Necrosis Cuticular en camarón *Litopenaeus vannamei* asociada a *Fusarium* sp. Rev Electron Vet. 2012;13(7):1-7.
97. Salter CE, O'Donnell K, Sutton DA, Marancik DP, Knowles S, Clauss TM, Berliner 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.
98. 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.
99. Bertero A, Moretti A, Spicer LJ, Caloni F. *Fusarium* Molds and Mycotoxins: Potential Species-Specific Effects. Toxins. 2018;10(6):244.
100. Caloni F, Corinovic C. Effects of fusariotoxins in the equine species. Vet J. 2010;186(2):157-161.
101. Mycology Online. *Geotrichum candidum*. [Internet]. [Consultado en noviembre del 2020]. Disponible en: <https://mycology.adelaide.edu.au/descriptions/hyphomycetes/geotrichum/>
102. DrFungus. *Geotrichum* Species. [Internet]. [Consultado en noviembre del 2020]. Disponible en: <https://drfungus.org/knowledge-base/geotrichum-species/>
103. 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.
104. Spanamberg A, Floriano Fraga C, Ferreira 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.

105. Antoniassi NAB, Juffo GD, Santos AS, Pescador CA, Ferreiro L, Driemeier D. *Geotrichum candidum* as a possible cause of bovine abortion. J Vet Diagn Invest. 2013;25(6):795-797.
106. Figueredo LA, Cafarchia C, Otranto D. *Geotrichum candidum* as etiological agent of horse dermatomycosis. Vet Microbiol. 2011;148:368-371.
107. 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.
108. Lee EJ, Gabor M, Turner M, Ball M, Gabor L. Tonsillitis in a weaner pig associated with *Geotrichum candidum*. J Vet Diagn Invest. 2011;23:175-177.
109. Shwartz VU, Jacobsen I. Mucormycoses caused by *Lichtheimia* species. Mycoses. 2014;57(3):1-6.
110. 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, *Mycocladius*). J Clin Microbiol. 2010;48(6):2154-2170.
111. Mycology Online. *Lichtheimia corymbifera*. [Internet] [Consultado en noviembre del 2020]. Disponible en: <https://mycology.adelaide.edu.au/descriptions/zygomycetes/lichtheimia/>
112. Fungal abortion in dairy cattle. Vet Record. 2020;186:441-444. Disponible en: <https://bvajournals.onlinelibrary.wiley.com/doi/10.1136/vr.m1532>
113. Piancastelli C, Ghidini F, Donofrio G, Jottini S, Taddei S, Cavirni 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.
114. 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.
115. 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.

116. 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.
117. Mycology Online. *Microsporum*. [Internet] 2016. [Consultado en noviembre del 2020]. Disponible en: <https://mycology.adelaide.edu.au/descriptions/dermatophytes/microsporum/>
118. 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.
119. DrFungus. *Microsporum* Species. [Internet]. 2000. [Consultado en noviembre del 2020]. Disponible en: <https://drfungus.org/knowledge-base/microsporum-species/>
120. Refai M, El-Yazid HA, El-Hariri M. Monograph on Dermatophytes. 2013.
121. 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.
122. DrFungus. *Mucor* Species. [Internet]. 2000. [Consultado en noviembre del 2020]. Disponible en: <https://drfungus.org/knowledge-base/mucor-species/>
123. 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.
124. Mycology Online. *Mucor*. [Internet]. 2016. [Consultado en noviembre del 2020]. Disponible en: <https://mycology.adelaide.edu.au/descriptions/zygomycetes/mucor/>
125. 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.
126. Skiada A, Lass-Floerl C, Klimki N, Ibrahim A, Roilides E, Petrikos G. Challenges in the diagnosis and treatment of mucormycosis. *Med Mycol.* 2018;56:S93-S101.

127. DrFungus. *Penicillium* Species. [Internet] [Consultado en noviembre del 2020]. Disponible en: <https://drfungus.org/knowledge-base/penicillium-species/>
128. Mycology Online. *Penicillium*. [Internet]. 2016. [Consultado en noviembre del 2020]. Disponible en: <https://mycology.adelaide.edu.au/descriptions/hyphomycetes/penicillium/>
129. Visagie CM, Houbraeken 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.
130. 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.
131. 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.
132. 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.
133. 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.
134. Cabañes FJ, Bragulat MR, Castellá G. Ochratoxin A Producing Species in the Genus *Penicillium*. *Toxins*. 2010;2:1111-1120.
135. 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.
136. DrFungus. *Rhizomucor* Species. [Internet]. 2000. [Consultado en noviembre del 2020]. Disponible en: <https://drfungus.org/knowledge-base/rhizomucor-species/>
137. Mycology Online. *Rhizomucor*. [Internet]. 2016. [Consultado en noviembre del 2020]. Disponible en: <https://mycology.adelaide.edu.au/descriptions/zygomycetes/rhizomucor/>

138. Cunha SC, Aguero 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.
139. 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.
140. 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.
141. DrFungus. *Rhizopus* Species. [Internet]. 2000. [Consultado en noviembre del 2020]. Disponible en: <https://drfungus.org/knowledge-base/rhizopus-species/>
142. Slaviero M, Vargas TP, Bianchi MV, Ehlers LP, Spanamberg A, Ferreriro L, Araújo R, Pavarini SP. *Rhizopus microsporus* segmental enteritis in a cow. *Med Mycol Case Rep*. 2020;28:20-22.
143. 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.
144. Muir M, Raidal SR. Necrotising ventriculitis due to combined infection with *Rhizopus microsporus* var. *chinensis* and *Candida krusei* in an eclectus parrot (*Eclectus roratus*). *Aust Vet J*. 2012;90:227-280.
145. Mycology Online. *Rhizopus*. [Internet] 2016. [Consultado en noviembre del 2020]. Disponible en: <https://mycology.adelaide.edu.au/descriptions/zygomycetes/rhizopus/>
146. DrFungus. *Scopulariopsis* Species. [Internet] 2000. [Consultado en noviembre del 2020]. Disponible en: <https://drfungus.org/knowledge-base/scopulariopsis-species/>
147. Mycology Online. *Scopulariopsis*. [Internet] 2016. [Consultado en noviembre del 2020]. Disponible en: <https://mycology.adelaide.edu.au/descriptions/hyphomycetes/scopulariopsis/>

148. Pérez-Cantero A, Guarro J. Current knowledge on the etiology and epidemiology of *Scopulariopsis* infections. *Med Mycol*. 2019;58(2):145-155.
149. Sri-Jayantha L, Matthews KG, Scharf V. *Scopulariopsis brevicaulis* Rhinosinal Infection in a Dog. *J Am Anim Hosp Assoc*. 2019;55(1):e55102.
150. Paterson S. Dermatophytosis: an update. *Companion Animal*. 2017;22:248-253.
151. Moriello KA, Coyner K, Pateron 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.
152. Kraemer A, Mueller RS, Werckenthin C, Straubinger RK, Hein J. Dermatophytes in pet Guinea pigs and rabbits. *Vet Microbiol*. 2012;157:208-213.
153. Mycology Online. *Trichophyton*. [Internet]. 2016. [Consultado en noviembre del 2020] Disponible en: <https://mycology.adelaide.edu.au/descriptions/dermatophytes/trichophyton/>
154. DrFungus. *Candida* Species. [Internet]. 2000. [Consultado en noviembre del 2020] Disponible en: <https://drfungus.org/knowledge-base/candida-species/>
155. López I. Evaluación de la actividad enzimática y formación de biopelícula de aislados de *Candida* spp. obtenidos de leche de cabra. Tesis de licenciatura. México:Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, UNAM;2018.
156. 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.
157. 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.
158. Cordeiro R de A, Bittencourt PV, Brilhante RS, Teixeira CE, Castelo-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.
159. Mycology Online. *Candida*. [Internet]. 2017. [Consultado en noviembre del 2020] Disponible en: <https://mycology.adelaide.edu.au/descriptions/yeasts/candida/>

160. 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.
161. 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.
162. 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.
163. Palermo SM, Newman AW, Koch MW. *Candida albicans* cholecystitis with associated hepatitis in a cat. JFMS Open Rep. 2019;5(1).
164. 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.
165. Pal M, Tesfaye S, Dave P. Cryptococcosis: An Enigmatic Mycosis of Humans and Animals. J Environ Occup Sci. 2014;3(1):53-60.
166. DrFungus. *Cryptococcus* Species. [Internet]. 2000. [Consultado en noviembre del 2020] Disponible en: <https://drfungus.org/knowledge-base/cryptococcus-species/>
167. 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).
168. 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.
169. Block K, Battig J. Cryptococcal Maxillary Osteomyelitis and Osteonecrosis in a 18-Month-Old Dog. J Vet Dent. 2017;34(2):76-85.
170. Sennazli G, Gurel A, Ozsoy S. Granulomatous Osteomyelitis in a Dog. Pak Vet J. 2014;34(2):273-275.

171. Robson K, Smith PM. Cryptococcal meningoencephalitis in a dog. *Vet Rec.* 2011;168(20):538.
172. 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.
173. 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.
174. Schlacks S, Boozer T, Dial S, Eichelberger B. CT identifies pulmonary cryptococcosis in domestic feline. *Vet Radiol Ultrasound.* 2019:1-4.
175. Spodsberg EH, Aalbaek B, McEvoy FJ. Feline disseminated cryptococcosis. *DVT.* 2012;13:24-27.
176. 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.
177. 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.
178. 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.
179. Mycology Online. *Cryptococcus*. [Internet]. 2017. [Consultado en noviembre del 2020] Disponible en: <https://mycology.adelaide.edu.au/descriptions/yeasts/cryptococcus/>
180. Mycology Online. *Malassezia*. [Internet]. 2017. [Consultado en noviembre del 2020] Disponible en: <https://mycology.adelaide.edu.au/descriptions/yeasts/malassezia/>
181. DrFungus. *Malassezia* Species. [Internet]. 2000. [Consultado en noviembre del 2020] Disponible en: <https://drfungus.org/knowledge-base/malassezia-species/>
182. Cabañes FJ. *Malassezia* yeasts in veterinary dermatology. En: Pathogenic Yeasts, The Yeast Handbook. Ashbee R, Bingell EM, editores. Alemania:Springer;2010.
183. Bajwa J. Canine *Malassezia* dermatitis. *Can Vet J.* 2017;58(10):1119-1121.

184. Spanamber A, Driemeier D, Sonne L, Ferreiro L. Onychomycosis Caused by *Malassezia pachydermatis* in a Dog. *Acta Sci Vet.* 2019;47(1):412.
185. Eguchi-Coe Y, Valentine BA, Gorman E, Villarroel A. Putative *Malassezia* dermatitis in six goats. *Vet Dermatol.* 2011;22:497-501.
186. Comak C, Ceylan E. *Malassezia* spp. overgrowth in a chinchilla cat. *Turk J Vet Anim Sci.* 2018;2(2):32-34.
187. Dr.Fungus. *Rhodotorula* Species. [Internet]. 2000. [Consultado en noviembre del 2020] Disponible en: <https://drfungus.org/knowledge-base/rhodotorula-species/>
188. Mycology Online. *Rhodotorula*. [Internet]. 2016. [Consultado en noviembre del 2020] Disponible en: <https://mycology.adelaide.edu.au/descriptions/yeasts/rhodotorula/>
189. 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.
190. 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.
191. 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.
192. Parvu M, Paraschivescu MT. Feeding *Rhodotorula* Yeast in Egg Yolk Pigmentation (II). *Rom Biotechnol Lett.* 2014;19(4):9959-9963.
193. Mycology Online. *Trichosporon*. [Internet]. 2017. [Consultado en noviembre del 2020] Disponible en: <https://mycology.adelaide.edu.au/descriptions/yeasts/trichosporon/>
194. Colombo AL, Padovan ACB, Chaves GM. Current Knowledge of *Trichosporon* spp. and Trichosporonosis. *Clin Microbiol Rev.* 2011;24(4):682-700.

195. 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.
196. Rissi DR, Kirby KD, Sanchez S. Systemic *Trichosporon loubieri* infection in a cat. J Vet Diagn Invest. 2016;28(3):350-353.
197. 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.
198. 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.
199. 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.
200. DrFungus. *Trichosporon* Species. [Internet]. 2000. [Consultado en noviembre del 2020] Disponible en: <https://drfungus.org/knowledge-base/trichosporon-species/>
201. Bradsher RW, Bariola JR. Blastomycosis. En: Essentials of Clinical Mycology. Kauffman CA, Pappas PG, Sobel JD, Dismukes WE, editors. Springer:2011.
202. 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.
203. DrFungus. *Blastomyces* Species. [Internet]. 2000. [Consultado en noviembre del 2020] Disponible en: <https://drfungus.org/knowledge-base/blastomyces-species/>
204. Mycology Online. Dimorphic Fungal Pathogens. [Internet]. 2000. [Consultado en noviembre del 2020] Disponible en: <https://mycology.adelaide.edu.au/descriptions/dimorphic-pathogens/>
205. 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.
206. Woods KS, Barry M, Richardson D. Carpal intra-articular blastomycosis in a Labrador retriever. Can Vet J. 2013;54(2):167-170.

207. 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.
208. 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.
209. 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.
210. Ditmyer H, Craig L. Mycotic Mastitis in Three Dogs Due to *Blastomyces dermatitidis*. J Am Anim Hosp Assoc. 2011;47(5):356-358.
211. Parker K, Senad E, Anthony J, Silver T. Oronasal blastomycosis in a golden retriever. Can Vet J. 2013;54:748-752.
212. Palacios AF, Piñeros R, Barato P, Suárez F. Reporte de caso: blastomicosis esplénica canina. Rev Inv Vet Perú. 2019;30(2):988-993.
213. Jankovsky JM, Donnell RL. *Blastomyces dermatitidis* pneumonia in a llama. J Vet Diagn Invest. 2018;30(4):576-579.
214. 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.
215. 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.
216. 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.
217. 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.

218. 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.
219. 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.
220. DrFungus. *Coccidioides* Species [Internet]. 2000. [Consultado en noviembre del 2020] Disponible en: <https://drfungus.org/knowledge-base/coccidioides-species/>
221. James AE, Pastenkos G, Bradway D, Baszler T. Autochthonous Transmission of *Coccidioides* in Animals, Washington, USA. *Emerg Infect Dis*. 2019;5(1):123-125.
222. 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.
223. 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.
224. 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.
225. 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.
226. Amorim I, Colimao MJ, Cortez PP, Dias P. Coccidioidomycosis in a cat imported from the USA to Portugal. *Vet Rec*. 2011;169-232.
227. Tofflemire K, Betbeze C. Three cases of feline ocular coccidioidomycosis: presentation, clinical features, diagnosis, and treatment. *Vet Ophthalmol*. 2010;13(3):166-172.
228. DrFungus. *Histoplasma* Species [Internet]. 2000. [Consultado en noviembre del 2020] Disponible en: <https://drfungus.org/knowledge-base/histoplasma-species/>

229. 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.
230. 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.
231. 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.
232. 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.
233. Brandao J, Woods S, Fowlkes N, Leissinger 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.
234. 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.
235. 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.