

**Universidad Nacional  
Facultad de Ciencias de la Salud  
Escuela de Medicina Veterinaria**

**Evaluación clínica y de laboratorio para la identificación de  
hongos causantes de micosis zoonóticas en felinos domésticos de  
Costa Rica**

**Modalidad: Práctica dirigida**

**Trabajo Final de Graduación para optar por el Grado Académico  
de Licenciatura en Medicina Veterinaria**

**Doina Solís Jiménez**

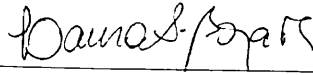
**Campus Pbro. Benjamín Núñez, Heredia  
2017**

**TRIBUNAL EXAMINADOR**

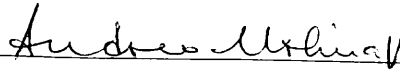
Rafael Vindas Bolaños, Lic.  
Decano Facultad de Ciencias de la Salud

  
\_\_\_\_\_

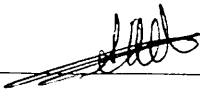
Laura S. Bouza Mora, M.Sc.  
Subdirectora Escuela de Medicina Veterinaria

  
\_\_\_\_\_

Andrea Urbina Villalobos, M.Sc.  
Tutora

  
\_\_\_\_\_

Alejandra Calderón Hernández, Lic.  
Co-tutora

  
\_\_\_\_\_

Karen Vega Benavides, Lic.  
Lectora

  
\_\_\_\_\_

Fecha: 29.08.17

## DEDICATORIA

A mi madre, por su formación, paciencia, perseverancia,

Por motivar mis ilusiones y verme cumplir mis sueños,

Que siempre me ha enseñado lo que es ser guerrera,

Que regala cantos de amor a la vida a pesar de lluvia y truenos.

A mi hermana, por siempre tenernos una a la otra.

A mi familia por dejarme el mejor legado: raíces y alas.

A los incondicionales, a los que a pesar de que corten todas las flores nunca detienen la primavera.

A aquellos que ya no están, pero que dejaron huellas y no cicatrices.

Y a los que han cambiado mi vida sin necesidad de palabras... mis mascotas.

*No te rindas que la vida es eso,  
Continuar el viaje,  
Perseguir tus sueños,  
Destruir el tiempo,  
Correr los escombros,  
Y destapar el cielo.*

Benedetti

## AGRADECIMIENTOS

Agradezco profundamente a las doctoras Andrea Urbina y Alejandra Calderón del Laboratorio de Micología por su apoyo y enseñanzas; por haberme abierto las puertas hacia una nueva etapa y compartido sus conocimientos, que como piezas he utilizado para ir construyendo mi norte. Sobre todo les agradezco no solo por haberme ayudado a crecer profesionalmente, sino a crecer como persona.

A todos los médicos veterinarios y personas que de una u otra manera aportaron su grano de arena al verse involucrados en este trabajo. Al doctor González Barrantes por su amable colaboración.

Agradezco a la doctora Karen Vega por su disposición, apoyo y guía durante estos años de universidad.

A los propietarios de gatos que estuvieron anuentes a ser parte de esta investigación.

Y finalmente a la Escuela de Medicina Veterinaria de la Universidad Nacional de Costa Rica y a todos sus actores, por haberme formado y dejado su huella durante todos estos años de crecimiento.

## INDICE DE CONTENIDOS

TRIBUNAL EXAMINADOR.....	ii
DEDICATORIA.....	iii
AGRADECIMIENTOS.....	iv
INDICE DE CONTENIDOS.....	v
INDICE DE CUADROS .....	viii
INDICE DE FIGURAS .....	ix
ABREVIATURAS .....	x
GLOSARIO .....	xi
RESUMEN.....	xiii
ABSTRACT .....	xv
<b>1. INTRODUCCIÓN.....</b>	<b>1</b>
1.1. Antecedentes.....	1
1.2. Justificación .....	8
1.3. Objetivos.....	10
1.3.1. Objetivo General.....	10
1.3.2. Objetivos específicos.....	10
<b>2. METODOLOGÍA: MÉTODOS Y MATERIALES .....</b>	<b>12</b>
<b>2.1. Selección de animales.....</b>	<b>12</b>
<b>2.2. Evaluación clínica .....</b>	<b>14</b>
<b>2.3. Toma y rotulación de muestras .....</b>	<b>14</b>
<b>2.4. Tipos de muestra para análisis micológico .....</b>	<b>14</b>
<b>2.4.1. Animales sin lesiones (detección de portadores asintomáticos).....</b>	<b>15</b>
<b>2.4.2. Animales con lesiones cutáneas .....</b>	<b>16</b>
<b>2.5. Transporte y análisis micológico de muestra .....</b>	<b>16</b>
<b>2.5.1 Transporte.....</b>	<b>16</b>
<b>2.5.2 Análisis micológico .....</b>	<b>17</b>
<b>2.6. Identificación de hongos aislados .....</b>	<b>19</b>
<b>2.7. Registro de información .....</b>	<b>20</b>

<b>3. RESULTADOS</b> .....	22
<b>3.1. Resultados del examen directo y cultivos</b> .....	22
3.1.1. Aislamientos de dermatofitos .....	24
3.1.2. Concordancia de los resultados de exámenes directos y cultivos .....	25
3.1.3. Resultados de cultivos micológicos.....	26
3.1.4. Comparación de los resultados de muestras de pelambre tomadas con moqueta y con cepillo.....	31
3.1.5. Aislamiento de levaduras.....	32
<b>4. DISCUSIÓN</b> .....	34
<b>5. CONCLUSIONES</b> .....	51
<b>6. RECOMENDACIONES</b> .....	52
<b>7. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS</b> .....	55
<b>8. ANEXOS</b> .....	69
Anexo 1. Características generales de 123 gatos muestreados para estudio micológico	69
Anexo 2. Cuestionario para la recolección de muestras .....	77
Anexo 3. Fotos ilustrativas incluidas en el cuestionario para recolección de muestras ..	81
Anexo 4. Hoja de consentimiento del propietario .....	83
Anexo 5. Brochure informativo sobre micosis de transmisión zoonótica .....	84
Anexo 5. Brochure informativo sobre micosis de transmisión zoonótica (cont.) .....	85
Anexo 6. Principales lesiones identificadas en los gatos evaluados.....	86
Anexo 7. Resultados de exámenes directos y cultivos de muestras de 123 gatos .....	87
Anexo 8. <i>Microsporum canis</i> .....	119
Anexo 9. <i>Microsporum gypseum</i> .....	120
Anexo 10. <i>Trichophyton eriotrephon</i> .....	121
Anexo 11. Morfología macroscópica y microscópica de <i>Trichophyton eriotrephon</i> ....	122
Anexo 12. <i>Trichophyton rubrum</i> .....	123
123	
Anexo 13. <i>Trichophyton mentagrophytes</i> .....	123
Anexo 14. Diferentes especies de <i>Aspergillus</i> spp., aisladas .....	124
Anexo 15. Fases asexuales de <i>Aspergillus</i> spp. ....	125
Anexo 16. <i>Cryptococcus neoformans</i> aislada de biopsia de cavidad nasal .....	126

Anexo 17. <i>Candida albicans</i> aislada de cavidad oral.....	127
Anexo 18. Observación al microscopio de luz de muestra positiva a dermatofitos .....	128
Anexo 19. Comparación de la técnica de la moqueta y técnica del cepillo con la misma muestra.....	129
Anexo 20. Comparación del crecimiento fúngico de uñas de miembros anteriores y posteriores.....	129
Anexo 21. Otros agentes fúngicos aislados de las muestras recolectadas .....	130
Anexo 21. Otros agentes fúngicos aislados de las muestras recolectadas (cont.) .....	131
Anexo 21. Otros agentes fúngicos aislados de las muestras recolectadas (cont.) .....	132
Anexo 22. Morfología macroscópica de especies de <i>Penicillium</i> spp., aisladas .....	132

## INDICE DE CUADROS

Cuadro 1. Distribución de felinos según localidad y provincia visitada .....	13
Cuadro 2. Comparación de resultados de 30 exámenes directos y 30 cultivos realizados en 30 casos de felinos con lesiones sospechosas por dermatofitos. ....	26
Cuadro 3. Aislamientos de hongos en muestras de uñas de 89 gatos.....	27
Cuadro 4. Tipo de hongo identificado en muestras de pelambre obtenidas con la técnica de la moqueta de 109 gatos .....	28
Cuadro 5. Tipo de hongo identificado en muestras de pelambre de 30 gatos obtenidas con la técnica MacKenzie. ....	28
Cuadro 6. Aislamientos de hisopados de cavidad oral de 85 gatos en ASD y en MYC. ....	30
Cuadro 7. Hongos identificados en muestras de lesiones superficiales y subcutáneas de 27 gatos cultivadas en Myc. ....	31
Cuadro 8. Comparación entre la la técnica de la moqueta y la técnica del cepillo (MacKenzie) para la detección de felinos portadores de dermatofitos.....	31
Cuadro 9. Principales hongos levaduriformes y filamentosos aislados de moquetas y cepillos del pelambre de 30 felinos asintomáticos.....	32



## INDICE DE FIGURAS

Figura 1. Frecuencia de dermatofitos según presencia o ausencia de lesiones. ....	22
Figura 2. Distribución según edad, sexo y tipo de ambiente de 21 gatos positivos a dermatofitos. ....	23
Figura 3. Distribución de 30 aislamientos de dermatofitos según sitio anatómico en 21 felinos. ....	24
Figura 4. Dermofitos identificados en 21 felinos domésticos. ....	25

## ABREVIATURAS

APD: Agar Papa Dextrosa

API: Índice Analítico de Perfil

ASD: Agar Sabouraud Dextrosa

DF: Dermatofitos

EMV-UNA: Escuela de Medicina Veterinaria – Universidad Nacional de Costa Rica

FIV: Virus de Inmunodeficiencia Felina

KOH: Hidróxido de potasio

LMEMV-UNA: Laboratorio de Micología de la Escuela de Medicina Veterinaria – Universidad Nacional de Costa Rica

Myc: Agar Mycosel

UFC: Unidades formadoras de colonias

## GLOSARIO

Artroconidia: tipo de conidia generada por segmentación de una hifa.

Biopsia tipo tru-cut: punción con aguja gruesa que permite extraer un cilindro de tejido para estudio anatomopatológico o microbiológico.

Fómite: cualquier objeto o material inerte y sin vida que es capaz de transportar organismos patógenos (bacterias, hongos, virus y parásitos).

Hifa: unidad vegetativa en la estructura de los hongos filamentosos.

Hongo dimórfico: organismo del reino Fungi con capacidad de presentarse bajo dos tipos o aspectos morfológicos diferentes, implicando un cambio drástico en su mecanismo de reproducción.

Hongo fuliginoso: hongos que presentan hifas y conidias de color marrón o negro, debido a la presencia de melanina en la pared celular.

Hongo hialino: hongo que no presenta melanina en su pared celular

Hongo oportunista: hongos usualmente saprofitos de superficies corporales y ambiente que causan enfermedad bajo condiciones específicas como inmunosupresión.

Hongo saprófito: hongo que vive en materia muerta o en descomposición.

Hongo ubicuo: presente en diferentes ambientes y superficies.

Inmunocompetencia: capacidad de un sistema inmunológico para movilizar y desplegar sus anticuerpos y otros tipos de respuesta tras la estimulación por un antígeno.

Inmunocompromiso: detrimento del estado de salud ocasionado por un descenso en la actividad y capacidad del sistema inmune.

Micetoma: micosis crónica subcutánea causada por hongos filamentosos.

Micosis: enfermedades de origen fúngico que resultan de una invasión tisular.

## RESUMEN

Se realizó una práctica dirigida de 400 horas en el Laboratorio de Micología de la Escuela de Medicina Veterinaria de la Universidad Nacional de Costa Rica, la cual estuvo enfocada en el aislamiento e identificación de hongos causantes de micosis superficiales zoonóticas mediante evaluación clínica y de laboratorio de felinos domésticos de ambiente interno, externo y mixto de todas las provincias del país.

El estudio se orientó a dermatofitos y a *Sporothrix* spp. Se obtuvo muestras del pelambre, cavidad oral, uñas y lesiones de 123 felinos de los cuales 33 (26.8%) presentaron lesiones en distintas partes del cuerpo; 21 (17.1%) gatos resultaron positivos por dermatofitos de los cuales 13 (62%) presentaron lesiones y ocho (28%) eran asintomáticos.

Se realizaron exámenes microscópicos directos y cultivos micológicos a las muestras de 30 gatos con lesiones, de los que se obtuvo ocho (26.6%) resultados positivos a dermatofitos: siete (23.3%) al examen directo y ocho (26.6%) al cultivo micológico. Además se realizaron pruebas complementarias utilizando tinciones (Giemsa, Gram y tinta china) que fueran de mayor utilidad para cada caso.

Se cultivaron un total de 380 muestras que incluyeron costras, tejido, pelambre, uñas e hisopados de cavidad oral. *Microsporum canis* fue el dermatofito más frecuentemente identificado, aislado en nueve felinos (42.8%), seguido por *M. gypseum* en seis (28.5%), *Trichophyton eriotrephon* en cuatro (19%), y *Trichophyton mentagrophytes* y *Trichophyton rubrum* en un felino cada uno (4.7%).

En las muestras de felinos estudiados no se identificó *Sporothrix* spp., pero *Cryptococcus neoformans* fue aislado de una biopsia de la cavidad nasal de un felino con secreción nasal persistente.

Se reporta por primera vez en Costa Rica *T. eriotrephon* y se identifican dermatofitos en superficies corporales, mucosa oral y uñas de felinos domésticos. Se comparó la técnica de la moqueta y la del cepillo (técnica de MacKenzie) para detección de portadores, con mejores resultados al utilizar el cepillo.

La práctica evidenció la importancia de las pruebas de laboratorio, incluyendo el tipo adecuado de muestra, transporte y técnica de procesamiento, para lograr un diagnóstico correcto y orientar su manejo clínico y terapéutico. Asimismo se puso de manifiesto el rol del Médico Veterinario en el área de Salud Pública y su contribución al estudio integral de las micosis superficiales y subcutáneas que afectan a felinos domésticos del país.

## ABSTRACT

A 400 hour internship in the Mycology Laboratory from the School of Veterinary Medicine of the National University of Costa Rica was performed, focused on the clinical and laboratory approach of zoonotic superficial mycoses from indoor, outdoor and mixed environment domestic felines from every region of the country.

The research was oriented on dermatophytes and *Sporothrix* spp. Hair, oral cavity, nail and lesion samples were obtained from 123 felines from which 33 (26.8%) showed lesions in different body parts; 21 (17.1%) cats tested positive for dermatophytes from which 13 (62%) showed lesions and eight (28%) were asymptomatic.

Direct mounts and cultures were implemented using scrapings from 30 cats with lesions; eight (26.6%) positive results were obtained: seven (23.3%) from direct mounts and eight (26.6%) from cultures. In addition complementary techniques using specific stains depending on the case (Giemsa, Gram and Indian Ink) were used.

380 samples were cultivated; *Microsporum canis* was the most frequent isolated dermatophyte in nine cats (42.8%), followed by *Microsporum gypseum* in six (28.5%), *Trichophyton eriotrephon* in four (19%) and *Trichophyton mentagrophytes* and *Trichophyton rubrum* in one cat (4.7%) each one.

Even though *Sporothrix* spp. was not isolated from any sample, *Cryptococcus neoformans* was isolated from a nasal cavity biopsy of a cat with similar symptoms.

This is the first *T. eriotrephon* report from Costa Rican animal samples and this study provided considerable information regarding commensal and saprophytic fungal agents from cat's

surfaces and cavities. Two laboratory techniques for the detection of asymptomatic carriers were compared; carpet square and MacKenzie brush technique, obtaining better results with the tooth brush.

The study demonstrated the importance of laboratory procedures, including sample type, transport and technique used to reach a correct diagnosis and clinical approach. It also supported the relevance of Veterinarian's role regarding One Health and its contribution to the integral study of superficial and subcutaneous mycoses affecting Costa Rica's domestic cats.



## 1. INTRODUCCIÓN

### 1.1. Antecedentes

Los hongos representan un grupo diverso de microorganismos que degradan la materia orgánica. Son heterotrófos y establecen relaciones como saprófitos, simbioses, comensales o parásitos y se clasifican en el reino Fungi, el cual incluye organismos con células eucariontes que se nutren por absorción (Murray et al., 2016).

Los hongos pueden ser organismos unicelulares o pluricelulares y su clasificación más sencilla, basada en su morfología, los agrupa en levaduras y formas filamentosas. Su clasificación taxonómica inicial se ve frecuentemente modificada por los estudios sobre sus características ultraestructurales, bioquímicas y moleculares. Junto a su clasificación taxonómica pueden ser catalogados según el tejido infectado y las características para cada microorganismo. Este sistema permite clasificar las micosis en superficiales, cutáneas y subcutáneas, profundas o sistémicas, patógenas y oportunistas (Murray et al., 2016).

Las micosis son enfermedades de origen fúngico que resultan de una invasión tisular (Quinn et al., 2011). Algunas micosis son enfermedades zoonóticas que no son de reporte obligatorio, pero que a lo largo de las últimas décadas se han convertido en una importante causa de enfermedad en el ser humano.

La incidencia global de las micosis continúa incrementándose con el tiempo y a pesar de que pueden afectar tanto a personas sanas como con un sistema inmune debilitado, el aumento

del número de infecciones puede atribuirse a la cantidad de pacientes inmunocomprometidos y hospitalizados con trastornos subyacentes, en los cuales los hongos actúan como oportunistas (WHO, 2015; Murray et al., 2016).

Dentro de las micosis transmisibles de los animales al ser humano se destacan las dermatofitosis causadas por los hongos filamentosos de los géneros *Microsporium* y *Trichophyton*; frecuentemente reportados en animales domésticos de las regiones templadas y tropicales del planeta (McVey et al., 2013). Los dermatofitos se transmiten tanto por contacto directo con personas o animales infectados, así como por contacto indirecto a través de fómites, causando lesiones con diferentes espectros clínicos, por lo que el diagnóstico etiológico se debe establecer mediante pruebas de laboratorio (Lloret et al., 1998; McVey et al., 2013). Las lesiones ocasionadas por agentes micóticos, como los dermatofitos, dependen tanto de la virulencia de la especie involucrada como del estado inmune del huésped (Quinn et al., 2011).

Por otro lado, *Sporothrix* spp. es considerado un agente zoonótico emergente ya que recientemente se ha aislado de lesiones dérmicas de personas que convivían con gatos con esporotricosis (Shakespeare, 2009; Weese & Fulford, 2011). La esporotricosis es causada por distintas especies de *Sporothrix*, siendo considerado *S. schenckii* el principal agente etiológico causante de enfermedad en humanos (McVey et al., 2013). Es un hongo dimórfico de distribución mundial, ubicuo en el suelo y en vegetación en descomposición, cuyo mecanismo de transmisión se da a través de la inoculación traumática del organismo en los tejidos corporales (Hnilica, 2011; Miller et al., 2012; Murray et al., 2016).

*Sporothrix schenckii* ocasiona lesiones cutáneas y subcutáneas de carácter crónico, y a pesar de que en humanos el desarrollo de la enfermedad no depende del estado inmunológico del paciente, la manifestación de la esporotricosis es más agresiva en personas con compromiso de su sistema inmune. En animales, independientemente de su estado inmune, no suele manifestarse de la misma manera que en humanos (Miller et al., 2012).

En las últimas décadas fue comunicado un brote de esporotricosis humana transmitida por gatos que afectó a 178 sujetos entre 1998 y 2001 en Rio de Janeiro, Brasil (Murray et al., 2016). Otros autores como Larsson y colaboradores (1989), Pacheco-Schubach y colaboradores (2001) y Puigdevall y colaboradores (2013) también han descrito la presencia, y en ciertos reportes también el potencial zoonótico de *S. schenckii* específicamente en felinos domésticos de distintas regiones del continente Suramericano.

Existe también evidencia de que estos animales pueden ser portadores asintomáticos del microorganismo (Weese & Fulford, 2011; Miller et al., 2012). Bastos de Lima y colaboradores (2011) determinaron la distribución geográfica de *S. schenckii* para el siglo XXI, y encontraron que en 28 países investigados únicamente cinco poseen estudios sobre el aislamiento del agente tanto en humanos como en animales; en otros países los reportes hacen referencia únicamente a su aislamiento en humanos o en animales.

Se desconocen muchos aspectos epidemiológicos importantes de *Sporothrix* spp., tales como las especies implicadas y animales que podrían actuar como portadores o sufrir la enfermedad (Cruz et al., 2012).

*Sporothrix schenckii* fue considerado como el único agente causal de esporotricosis hasta el año 2007. Recientes investigaciones determinaron que *S. schenckii* es un complejo compuesto por un grupo de nuevas especies como *S. globosa*, *S. brasiliensis*, *S. mexicana*, *S. luriei* y *S. schenckii sensu strictu*, las cuales son de importancia médica y fueron descritas según análisis fisiológicos y moleculares, y según su origen geográfico (Bastos de Lima et al., 2011; López-Romero et al., 2011; Evangelista-Oliveira et al., 2013).

La signología clínica es de gran importancia para orientar el diagnóstico de la esporotricosis; sin embargo, existen otras enfermedades para las que se debe hacer los diagnósticos diferenciales debido a la similitud de sus signos. En humanos se debe sospechar principalmente de leishmaniasis, úlceras no infecciosas, micobacteriosis, nocardiosis, criptococosis, cromoblastomicosis, enfermedad del arañazo de gato, infecciones bacterianas como sarcoidosis, tuberculosis, entre otras (Lee Gross et al., 2005; Bastos de Lima et al., 2011). En felinos, se deben considerar criptococosis, histoplasmosis, blastomicosis, leishmaniasis, nocardiosis, neoplasias, entre otras (Carter & Wise, 2004). Para un correcto diagnóstico y tratamiento es indispensable realizar pruebas de laboratorio, las cuales incluyen observación microscópica del agente y cultivo para su aislamiento e identificación (Bastos de Lima et al., 2011).

Según McVey y colaboradores (2013), la manifestación de la enfermedad en caninos y equinos con compromiso inmunológico se limita a enfermedad cutánea y linfocutánea, pocas veces suele ocasionar enfermedad sistémica y en estas especies es difícil encontrar el agente etiológico en las lesiones cutáneas presentes. En el caso de los felinos, la enfermedad puede

adoptar tanto forma linfocutánea como diseminada, sin importar el estado inmune del animal o la evolución de la enfermedad. A pesar de que su aislamiento no es frecuente en gatos, el microorganismo suele encontrarse más en lesiones cutáneas, sobre todo en exudados.

Los animales en los que mayormente se ha diagnosticado esporotricosis a nivel mundial son los caninos y felinos domésticos. Por su distribución las lesiones en cada especie tienen características propias; en caninos suelen encontrarse nodulaciones que no ocasionan dolor ni prurito, pueden cursar con manifestación ulcerativa, purulenta, exudativa o costrosa y normalmente aparecen en zonas como la cabeza, tronco y zonas distales de los miembros; todo lo anterior acompañado de linfadenopatía regional (McVey et al., 2013). En el caso de los felinos, las lesiones presentes no suelen sanar con facilidad, es común la aparición de abscesos, celulitis, nodulaciones costrosas, úlceras, lesiones purulentas y en ciertas ocasiones hasta tejido necrótico. Las zonas mayormente afectadas suelen ser la cabeza, zonas distales de los miembros y base de la cola (Hnilica, 2011; Miller et al., 2012). El agente también ha sido encontrado en un 10% de felinos asintomáticos (Pacheco-Shubach et al., 2001).

Pacheco-Shubach y colaboradores (2001) en su estudio sobre el aislamiento de *S. schenckii* en felinos de Rio de Janeiro, Brasil, determinaron que las muestras más representativas para la detección del agente son hisopados, biopsias o aspirados de lesiones ulceradas y exudativas, siguiendo con hisopados de la cavidad nasal, hisopados orales y por último muestras de uñas de los felinos (Pacheco-Shubach et al., 2001).

A pesar de que en nuestro país este hongo ha sido aislado de casos humanos desde 1916 (Romero, 1948), para 1992 ya se consideraba la micosis subcutánea más importante en seres

humanos (Rodríguez, 1992). Es una enfermedad ocupacional asociada a agricultores, jardineros, amas de casa y otros (Broglia y Guillermo, 2011).

Mendoza y colaboradores (1983) reportaron el primer hallazgo de esta enfermedad en la especie equina en Costa Rica, no obstante a partir de este reporte no existen estudios adicionales en animales por lo que se desconoce la presencia de *S. schenckii* en la especie felina, la cual es considerada la principal fuente de infección zoonótica por diversos autores (Pacheco-Schubach et al., 2001; Lee Gross et al., 2005; de Souza et al., 2006; Hnilica, 2011; Miller et al., 2012; McVey et al., 2013; Murray et al., 2016). Recientemente Nogueira-Brilhante y colaboradores (2015) indicaron que *S. brasiliensis* constituye la especie más virulenta del complejo *S. schenckii* en gatos.

Además de la dermatofitosis y esporotricosis, Carter y Wise (2004) mencionan otras enfermedades micóticas las cuales pueden ocasionar alteración cutánea en animales y deben tomarse en cuenta como diagnósticos diferenciales, entre ellas la histoplasmosis, la coccidioidomicosis, la blastomicosis y la criptococosis. De éstas, la criptococosis, enfermedad causada por la levadura de carácter monomórfico *Cryptococcus* spp., se considera la micosis sistémica más común en felinos domésticos, afectando principalmente el tracto respiratorio superior, sistema nervioso central y ojos; dos de sus especies implicadas son *C. neoformans* y *C. gatti* (Colleen et al., 2006; McVey et al., 2013).

La infección por *Cryptococcus* spp. se da por medio de la inhalación de polvo con contenido celular del agente, el cual al ingresar por esta ruta puede invadir tanto el tracto respiratorio superior como los pulmones. Los casos reportados en felinos son principalmente a

nivel nasal (granulomas y sinusitis), forma que representa aproximadamente el 70% de los casos, seguida por la manifestación cutánea (30%), y la forma neurológica con alrededor del 25% de los reportes (Quinn et al., 2011).

La presentación de criptococosis se considera esporádica y a pesar de que no es zoonótica, existen reportes donde se especula sobre su capacidad de transmisión de animales a humanos (McVey et al., 2013). Esta levadura es un agente oportunista que causa enfermedad en humanos inmunocomprometidos. Lizarazo y Castañeda (2012) mencionan que es considerada una de las principales causas de muerte en los pacientes con Síndrome de Inmunodeficiencia Adquirida (SIDA); ya que afecta al año a casi un millón de individuos a nivel mundial y se considera mortal para dos terceras partes de esta población.

*Cryptococcus neoformans* posee diversos factores de virulencia que hacen al agente más resistente, dentro de los que se puede mencionar su cápsula antifagocítica, la habilidad de crecer a la temperatura corporal de los mamíferos, la producción de fenol oxidasa que evita el daño ocasionado por los radicales libres circulantes al incorporar melanina dentro de la levadura, y la producción de fosfolipasas para romper membranas celulares (Quinn et al., 2011).

## 1.2. Justificación

Históricamente las micosis transmisibles de los animales al ser humano han sido escasamente atendidas por los encargados de la Salud Pública. Esto puede deberse a las particularidades de los hongos como causantes de infección y enfermedad que producen manifestaciones clínicas inespecíficas que se confunden con otras patologías infecciosas y no infecciosas (Carter & Wise, 2004). Asimismo, la identificación de un hongo como agente causal de infección o enfermedad involucra una serie de requisitos o condiciones que deben acatarse para conseguir un diagnóstico preciso.

Dentro de estas condiciones están la ausencia de tratamientos antimicóticos previos, una adecuada toma de la muestra tanto en calidad como en cantidad, el transporte inmediato y sin uso de medios de transporte o conservantes, la experiencia del profesional para identificar las estructuras parasitarias en las lesiones y en la interpretación e identificación de los hongos aislados en cultivo (SEIMC, 2006).

Sumado a lo anterior algunos hongos, como los dermatofitos, pueden tomar varias semanas en crecer en el medio de cultivo (Larone, 2011) por lo que el diagnóstico micológico se demora más que al identificar otras etiologías infecciosas y no infecciosas.

Datos sobre dermatofitosis felina, registrados en el Laboratorio de Micología de la Escuela de Medicina Veterinaria de la Universidad Nacional (EMV-UNA), donde se analizaron 300 animales de zonas principalmente urbanas y con atención médica periódica, dan cuenta de un 17% de felinos asintomáticos positivos a dermatofitos los cuales fueron detectados mediante la técnica de la moqueta (Mariat y Adam-Campos, 1967) y 15% de felinos positivos con



lesiones; sin embargo, no existen datos concretos sobre la dermatofitosis en felinos de zonas rurales y desprovistos de atención médica, en los que la probabilidad de estar infectados podría ser mayor (Otárola et al., 2009).

La investigación de agentes micóticos zoonóticos en animales de compañía resulta de gran relevancia epidemiológica para el control y prevención de los mismos. Personas que se encuentran en contacto constante con animales, tales como cuidadores, estudiantes y médicos veterinarios, son altamente propensos al padecimiento de enfermedades zoonóticas (Weese & Fulford, 2011).

Algunos agentes micóticos se encuentran ampliamente dispersos en el ambiente, como los dermatofitos, y por esta razón en muchas ocasiones no se determina la fuente de infección de la enfermedad zoonótica, lo cual es importante para el control de su propagación (Shakespeare, 2009). Debido a que las micosis zoonóticas suelen ocasionar alteración leve y típicamente autolimitante, no se les suele prestar la atención que requieren, sin embargo, algunos patógenos fúngicos podrían ocasionar enfermedad severa e incluso fatal (Weese & Fulford, 2011).

Brogia y Guillermo (2011) enfatizan el rol del médico veterinario como actor central en la Salud Pública y la importancia de crear un vínculo estrecho con los médicos humanos y microbiólogos para prevenir brotes de enfermedades zoonóticas. Los mismos expresan que se debería consensuar un protocolo que permita detectar distintas zoonosis por medio de un examen clínico preciso y detallado, un buen diagnóstico diferencial y análisis de laboratorio para su confirmación diagnóstica.

Un punto trascendental es la educación para los dueños sobre la importancia del control veterinario de sus mascotas tanto por el bienestar de las mismas como por la Salud Pública.

El presente estudio surge a partir de la necesidad de información para profesionales de la salud sobre micosis zoonóticas superficiales y subcutáneas que pueden afectar a los felinos domésticos del país, prestando especial atención a agentes pertenecientes al complejo *S. schenckii* para los cuales no existen reportes en esta especie. Asimismo es valioso el aporte de información sobre la situación de felinos pertenecientes a zonas rurales del país y desprovistos de atención médica regular.

### **1.3. Objetivos**

#### **1.3.1. Objetivo General**

Incrementar destrezas clínicas y de laboratorio para el diagnóstico de agentes micóticos en felinos domésticos del país.

#### **1.3.2. Objetivos específicos**

- 1.3.2.1 Identificar mediante valoración clínica felinos domésticos con lesiones compatibles con dermatofitosis, esporotricosis y otras micosis para su análisis de laboratorio.
- 1.3.2.2 Identificar gatos portadores de dermatofitos y *Sporothrix* spp. mediante evaluación clínica y recolección de muestras de distintas zonas corporales.

1.3.2.3 Aplicar los protocolos establecidos para la toma, transporte y pruebas de laboratorio para el diagnóstico de estas micosis con el fin de optimizar los resultados.

## **2. METODOLOGÍA: MÉTODOS Y MATERIALES**

### **2.1. Selección de animales**

La práctica dirigida se llevó a cabo de mayo de 2015 a junio de 2016, en el Laboratorio de Micología de la Escuela de Medicina Veterinaria de la Universidad Nacional (LMEMV-UNA). Durante ese tiempo se realizaron evaluaciones clínicas y toma de muestras de felinos domésticos de zonas rurales y urbanas. La selección de los felinos se realizó mediante giras a las distintas regiones del país, así como a través de médicos veterinarios y propietarios anuentes a participar en el estudio, los cuales en ciertos casos colaboraron con el envío de muestras que posteriormente fueron procesadas en el LMEMV-UNA.

Se prestó especial atención a gatos con lesiones cutáneas y signos de alteración en su estado de salud, compatibles con las micosis en estudio, principalmente lesiones cutáneas crónicas de presentación ulcerativa y abscedada, refractarias al tratamiento. Se seleccionaron animales de ambiente externo o mixto y desprovistos de atención médica, con la finalidad de analizar gatos mayormente expuestos a agentes infecciosos y así compararlos con aquellos que se encontraban en un ambientes controlados.

Se evaluó y tomó muestras de 123 felinos de todas las provincias del país (Cuadro 1), sin importar raza, edad o sexo, pertenecientes a centros de rescate animal y casas cuna, así como de felinos domésticos previo consentimiento de sus propietarios.

Cuadro 1. Distribución de felinos según localidad y provincia visitada

<b>Provincia</b>	<b>Localidad</b>	<b>No. de felinos</b>
San José	Rohrmoser	10
	Barrio Cuba	3
	Escazú	18
	Santa Ana	2
	Guadalupe	10
	Zapote	3
	Mata Redonda	9
	Desamparados	8
	Tres Ríos	1
	Pavas	1
	Uruca	1
Alajuela	Alajuela	4
	Orotina	1
	Atenas	2
	Palmares	2
	Carrizal	8
	Naranjo	5
Heredia	Barreal	2
	Barva	1
	San Rafael	6
	Sarapiquí	3
Puntarenas	Puntarenas	1
	Garabito	9
Cartago	Cartago	1
	Quircot	5
Guanacaste	Santa Cruz	3
Limón	Guápiles	4
Total		123

## **2.2. Evaluación clínica**

Con el fin de relacionar los hallazgos clínicos con los resultados de laboratorio, todos los felinos fueron sometidos a una revisión clínica (Anexo 1), a cargo de la estudiante y de médicos veterinarios que remitieron muestras de casos propios. En el caso de las muestras recolectadas por medio de colaboradores se obtuvo la historia clínica para cada animal.

## **2.3. Toma y rotulación de muestras**

Para la recolección de todas las muestras obtenidas se implementaron las medidas de bioseguridad correspondientes, principalmente la utilización de guantes, además en el caso de los raspados se limpió con alcohol 70% con el fin de reducir la carga de contaminantes y así evitar una proliferación de microorganismos que pudieran interferir en el crecimiento de los agentes micológicos buscados (Lappin, 2012).

Todos los materiales utilizados para el muestreo de los felinos fueron esterilizados con antelación y se utilizaron materiales individuales para cada animal, se registraron los datos en una hoja clínica (Anexo 2) incluyendo el número control del estudio, fecha de toma de muestra y área anatómica afectada.

## **2.4. Tipos de muestra para análisis micológico**

Se obtuvieron muestras de la cavidad oral de los felinos por medio de hisopos, muestras del pelambre recolectadas mediante la técnica de alfombra estéril o moqueta (Mariat & Adams-Campos, 1967) y cepillos de dientes (técnica de MacKenzie), y uñas de los miembros

anteriores y posteriores. En aquellos animales que presentaban varias lesiones se procedió a recolectar la muestra más representativa para cada caso, lo cual dependió del tipo de lesión, ubicación anatómica y facilidad para la obtención de la misma.

Se obtuvieron raspados cutáneos, hisopados de lesiones, improntas y en dos casos biopsias de lesiones superficiales y subcutáneas. En un grupo de 30 animales asintomáticos se recolectaron muestras del pelambre por medio de cepillo y moqueta para comparación de los hallazgos según la técnica utilizada.

#### **2.4.1. Animales sin lesiones (detección de portadores asintomáticos)**

*Muestras de pelambre:* Se recolectaron por medio de dos técnicas, alfombra estéril o moqueta (Mariat & Adam-Campos, 1967) y técnica del cepillado o técnica de MacKenzie (Machicote-Goth, 2011; Moriello, 2014). Ambos materiales se pasaron varias veces a lo largo de toda la superficie corporal de los gatos y además se procuró desprender pelo de la mascota.

*Muestras de cavidad oral:* se obtuvieron mediante hisopados frotando la cavidad oral de cada felino, incluyendo lengua, encías y dientes; se hizo por duplicado.

*Muestras de uñas:* con un cortaúñas para gatos se obtuvieron muestras de miembros anteriores y posteriores.

#### **2.4.2. Animales con lesiones cutáneas**

En aquellos animales que presentaban lesiones cutáneas se tomaron las mismas muestras que para los animales asintomáticos, así como también aquellas más representativas según la lesión identificada.

*Lesiones planas de piel:* para este tipo de lesiones se realizó raspado cutáneo; con una hoja de bisturí número 10 y se procuró raspar todas las zonas de la lesión, en especial la periferia, tomando en cuenta que los agentes micóticos suelen crecer de forma centrífuga (López-Villaescusa et al., 2013); además se arrancaron pelos de la periferia de la lesión y se recolectaron escamas para garantizar una cantidad adecuada de muestra y así mayores posibilidades de detección de agentes micóticos, principalmente dermatofitos (Lappin, 2012).

*Lesiones elevadas y ulcerativas de piel:* dependiendo de las características de la lesión se obtuvo la muestra mediante impronta con un portaobjetos, hisopado, raspado con hoja de bisturí número 10 (Inglis, 2007) y en uno de los casos se obtuvo biopsia utilizando anestesia.

### **2.5. Transporte y análisis micológico de muestra**

#### **2.5.1 Transporte**

*Raspado:* el material recolectado se trasladó al laboratorio en tubos de ensayo estériles.

*Hisopado de cavidad oral:* posterior a la toma de muestra se procedió a cultivar en Agar Sabouraud (ASD) y Agar Mycosel (Myc) (Pacheco-Schubach et al., 2001).



*Hisopado de lesiones:* se transportaron inmediatamente al laboratorio en tubos de ensayo estériles, con los hisopos humedecidos ligeramente en solución salina al 0.9% para evitar su desecación (Ballesté-Alanís & Salvatella-Agrelo, 2004).

*Moqueta:* se envolvieron en el mismo papel que fueron empacados y se sellaron nuevamente con cinta adhesiva.

*Uñas:* se recolectaron y almacenaron en tubos Eppendorf® estériles.

*Biopsia:* la porción de tejido obtenido fue transportada en tubos estériles inmediatamente al laboratorio para su análisis. Se prescindió de cualquier medio de transporte, como formaldehído, ya que éste inactivaría las estructuras fúngicas buscadas en el tejido (Ballesté-Alanís & Salvatella-Agrelo, 2004).

*Impronta:* las muestras de lesiones húmedas fueron tomadas para citología por aposición utilizando un portaobjetos limpio, y luego fueron secados al aire (Lappin, 2012).

### **2.5.2 Análisis micológico**

Las muestras fueron procesadas en el LMEMV-UNA. Todos los procedimientos se llevaron a cabo dentro de la cabina de flujo laminar y cerca de una llama para evitar la contaminación del laboratorio, del personal y de las muestras (Borrell et al., 2007).

*Examen microscópico directo:* se realizó examen microscópico directo de los raspados cutáneos obtenidos mediante el montaje en KOH al 10%, cuya finalidad consiste en lograr el aclaramiento de las estructuras con quitina para identificar con mayor facilidad las estructuras fúngicas, principalmente dermatofitos. Una vez montada la muestra se calentó rápidamente en

el mechero Meker para acelerar el aclaramiento y se observó en el microscopio de luz bajo los objetivos 10x, 20x y 40x (Sirois, 2007).

*Cultivos:* todas las muestras fueron cultivadas e incubadas a 25°C durante al menos dos semanas; según el tipo de muestra se utilizó ASD y/o Myc.

*Biopsias:* se realizó el análisis microscópico directo del tejido obtenido realizando el aclaramiento con KOH al 10%, siguiendo los mismos pasos utilizados para el análisis de los raspados; asimismo el tejido se flameó rápidamente para reducir la carga bacteriana y se cultivó en Myc a 25°C y a 37°C durante dos a cuatro semanas. En casos particulares, tales como en los que se sospechó de enfermedad ocasionada por *Histoplasma capsulatum* y *Cryptococcus* spp., se realizaron tinciones como Gram, Giemsa o Tinta China según la etiología sospechada.

*Hisopados:* los hisopados de la cavidad oral de los felinos fueron cultivados en Myc y ASD de dos a cuatro semanas a 25°C. Para los hisopados de lesiones cutáneas, además de ser cultivados de la misma manera, se preparó frotis para ser teñidos con tinción Gram y así también poder visualizar bacterias. En algunos casos se realizó tinción de Giemsa para la visualización de levaduras intracelulares (Murray et al., 2016).

*Moquetas:* cada moqueta fue cultivada en Myc durante dos a cuatro semanas a temperatura ambiente (25°C).

*Cepillo:* se inocularon suavemente las cerdas del cepillo en agar Myc, posteriormente se desprendió pelo de la cabeza del cepillo con una pinza estéril para también cultivarlo en el agar. Las placas se incubaron a temperatura ambiente por al menos dos semanas.

*Raspados*: fueron cultivados inicialmente en Myc durante dos a cuatro semanas a 25°C (García y Silva, 2004; Isenberg & García, 2007). Posteriormente, si algún aislamiento requería un medio de cultivo especial para su valoración se optó por cultivar en Agar Papa Dextrosa (APD) para lograr una esporulación satisfactoria de la colonia (Lappin, 2012).

*Uñas*: se dividieron las placas de Myc para sembrar tanto las uñas de miembros anteriores como uñas de miembros posteriores y se cultivaron a 25°C durante dos a cuatro semanas.

*Improntas*: se realizó tinción de Gram y en casos que lo requiriera también tinción de Giemsa.

## **2.6. Identificación de hongos aislados**

Se realizó el recuento e identificación macroscópica de las unidades formadoras de colonia (UFC) presentes en cada medio de cultivo y se anotaron las características de las colonias de importancia, posterior a su observación en el estereoscopio. Las colonias que presentaron características compatibles con agentes fúngicos de interés fueron marcadas y numeradas, y de dichas colonias se tomó una porción que fue montada en un portaobjetos con una gota de Azul de Lactofenol para hongos hialinos o Lactofenol para hongos negros y se observaron en el microscopio de luz con los objetivos de 10x, 20x y 40x (Sirois, 2007; Murray et al., 2016). Las características fueron estudiadas y comparadas con las descripciones de Larone (2011) y De Hoog y colaboradores (2014).

En ciertos casos, para lograr la esporulación satisfactoria de la colonia, se procedió a repicarla en APD, además se realizaron cultivos en lámina de aquellos hongos para los que se requería un análisis complementario para mejorar la formación de los conidioforos y facilitar su identificación (Lappin, 2012).

Para la identificación de levaduras se empleó la prueba comercial de asimilación de carbohidratos API® 20C AUX Biomerieux (Morrison, 2002; Hansen & Jakobsen, 2005; Larone, 2011; Cruz et al., 2012).

## **2.7. Registro de información**

Previo a la recolección de las muestras, y para los casos en los que los felinos contaban con dueño, se obtuvo la información y autorización para llevar a cabo el muestreo de sus mascotas. Esta información se registró por medio de un cuestionario (Anexo 2 y 3) y una hoja de Consentimiento Previamente Informado (Anexo 4); además en cada visita se facilitó y explicó a los propietarios un brochure informativo sobre micosis de transmisión zoonótica (Anexo 5).

Los datos de los felinos: zona geográfica de procedencia, estado de salud, edad, género, hallazgos relevantes y tipo de ambiente (interno, externo o mixto), fueron ingresados en tablas de Microsoft Excel® para su posterior análisis.

Se documentó mediante fotografías digitales el protocolo utilizado, manipulación de las muestras y lesiones de algunos de los felinos evaluados (Anexo 6). Posterior al análisis de cada cultivo se registró género y en ocasiones la especie del hongo y cantidad de UFC contabilizadas

para cada especie; lo mismo se realizó para registrar los microorganismos identificados por medio de tinciones y pruebas API (Anexo 7). Se estudiaron características importantes tanto macroscópicas como microscópicas.

### 3. RESULTADOS

#### 3.1. Resultados del examen directo y cultivos

Se evaluaron 123 felinos domésticos de las siete provincias del país, de los cuales 26.8% (33/123) presentaron lesiones corporales y 73.2% (90/123) fueron asintomáticos. De los 33 felinos con lesiones 39.4% (13/33) resultaron positivos a dermatofitos y de los gatos asintomáticos 8.9% (8/90) resultaron positivos, para una tasa general de infección de 17.9% (21/123) (Figura 1).

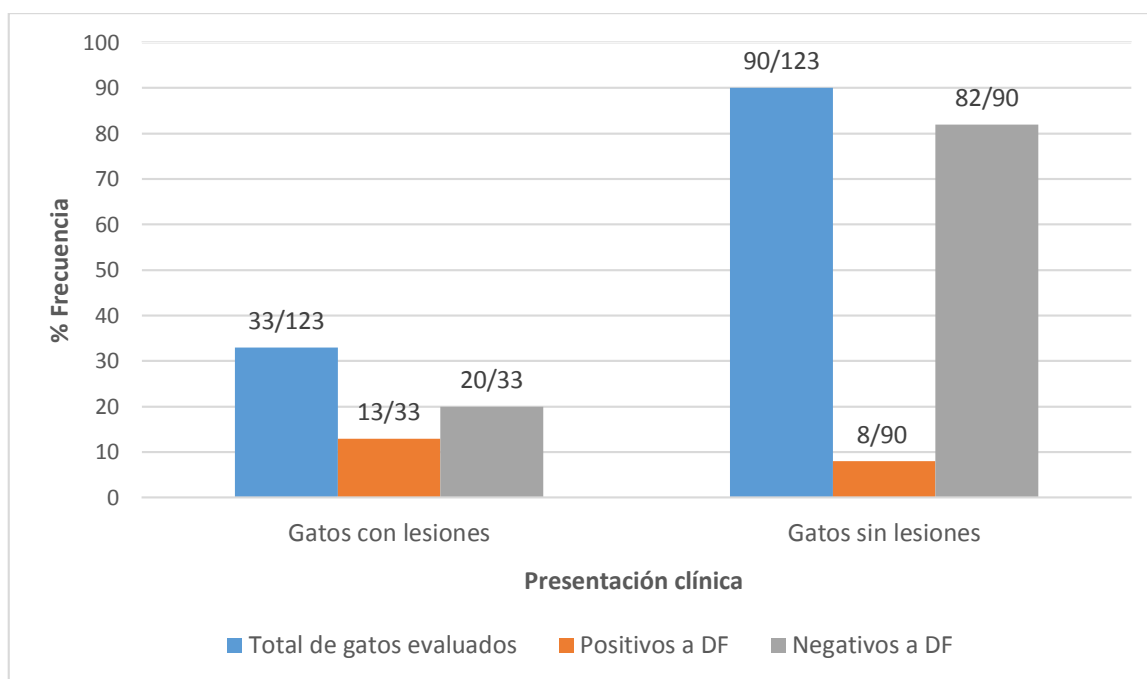
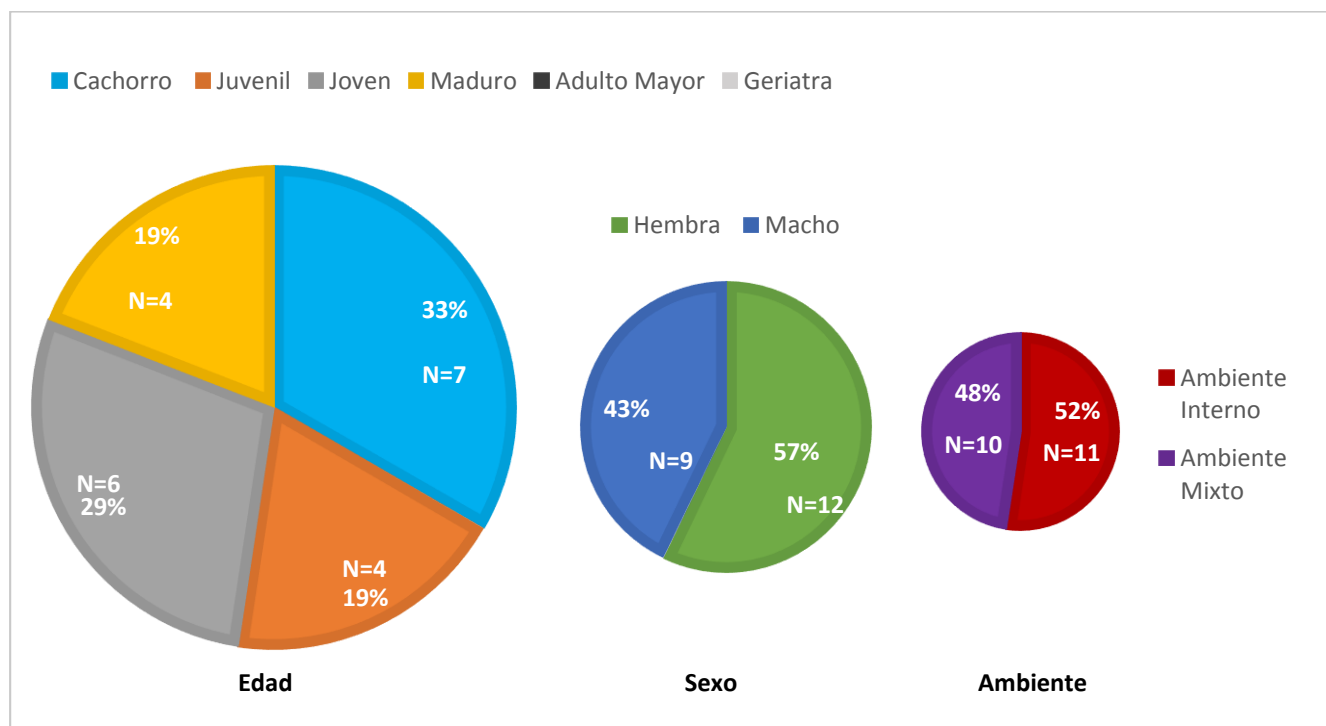


Figura 1. Frecuencia de dermatofitos según presencia o ausencia de lesiones.

Los felinos que resultaron positivos a dermatofitos se clasificaron en su mayoría como cachorros, de ambiente interno y en su mayoría fueron hembras (Figura. 2).



\*Cachorro (0-6 meses), Juvenil (7 meses - 2 años), Joven (3-6 años), Maduro (7-10 años), Adulto mayor (11-14 años), Geriatra ( $\geq 15$  años).

Figura 2. Distribución según edad, sexo y tipo de ambiente de 21 gatos positivos a dermatofitos.

### 3.1.1. Aislamientos de dermatofitos

De 123 felinos analizados el 17% (21/123) resultó positivo por dermatofitos, de estos el 10.5% (13/123) correspondió a felinos domésticos con presencia de lesiones y el 6.5% (8/123) restante correspondió a animales asintomáticos.

De los 21 gatos positivos a dermatofitos se obtuvo 30 cultivos positivos, 13.3% (4/30) se aisló de la cavidad oral, 26.6% (8/30) de las uñas y 60% (18/30) en distintas zonas corporales; 50% (15/30) aislamientos correspondieron a *Microsporium canis* (Anexo 8), 23.3% (7/30) a *Microsporium gypseum* (Anexo 9), 20% (6/30) a *Trichophyton eriotrephon* (Anexo 10 y 11) y en 3.33% (1/30) se aisló tanto *Trichophyton rubrum* (Anexo 12) como *Trichophyton mentagrophytes* (Anexo 13) (Figura 3).

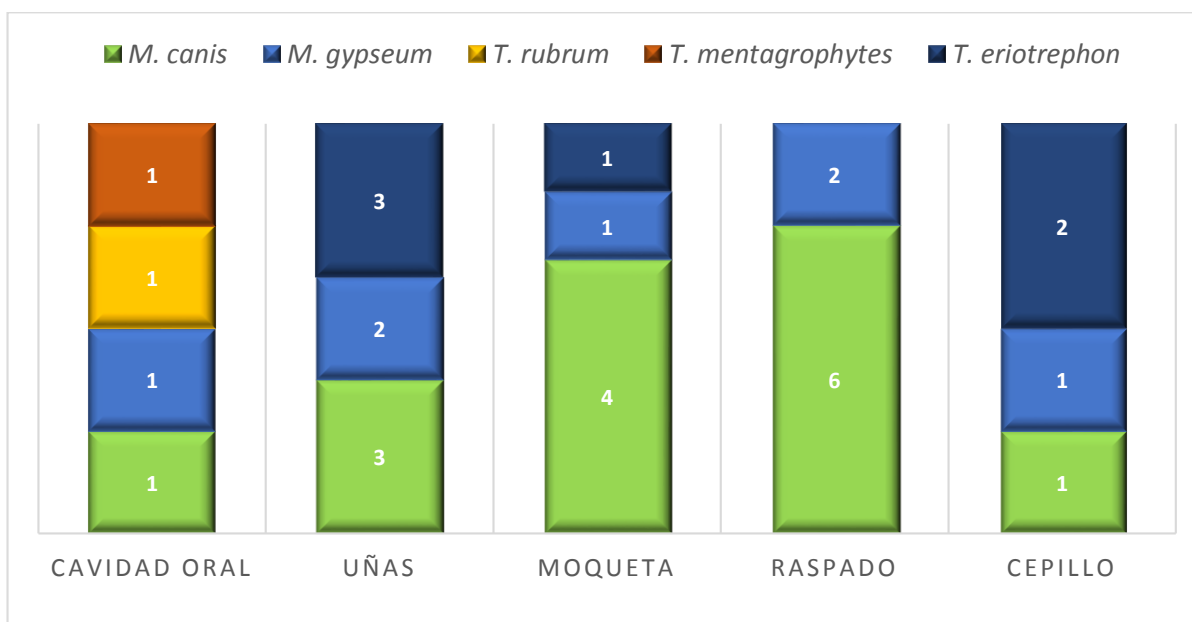


Figura 3. Distribución de 30 aislamientos de dermatofitos según sitio anatómico en 21 felinos.



*M. canis* fue identificado en un 42.8% del total de felinos positivos, seguido por *M. gypseum* (28.5%), *T. eriotrephon* (19%) y en igual porcentaje *T. mentagrophytes* y *T. rubrum* con un 4.7% de resultados positivos (Figura 4).

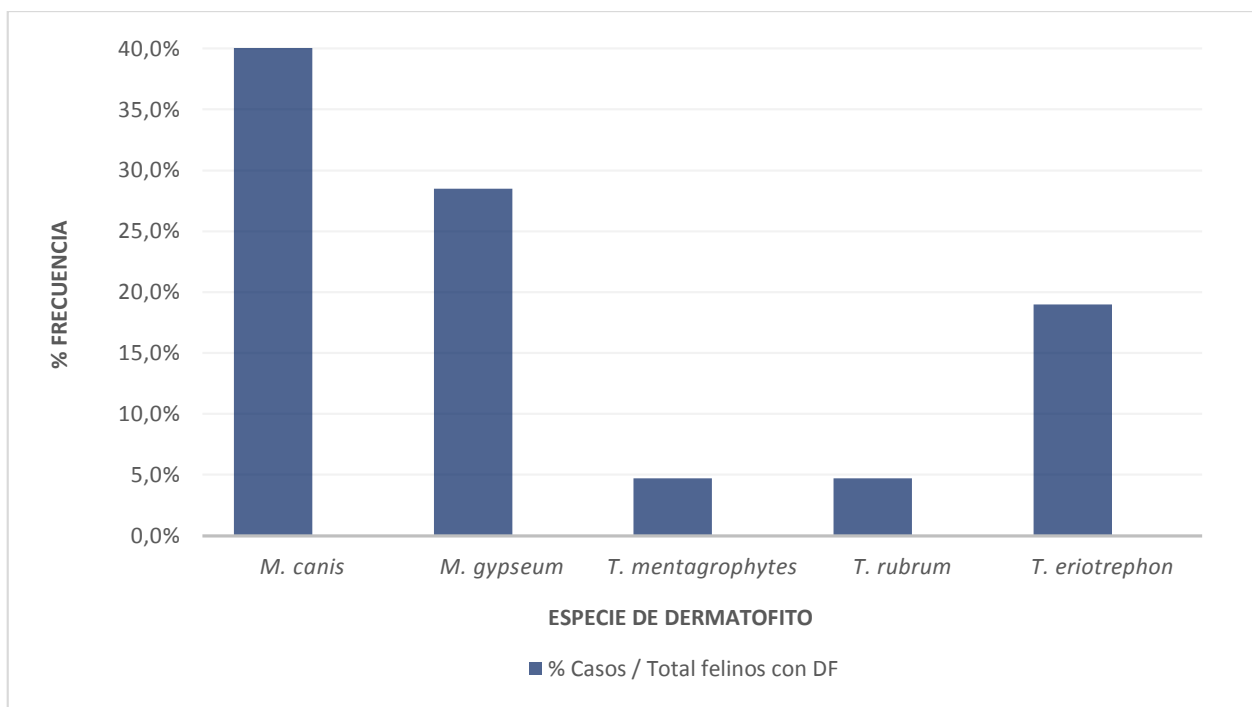


Figura 4. Dermatofitos identificados en 21 felinos domésticos.

### 3.1.2. Concordancia de los resultados de exámenes directos y cultivos

De los 30 raspados cutáneos a los que se les realizó examen directo y cultivo de manera simultánea, resultó un 23.3% (7/30) positivo por dermatofitos en el examen directo mientras que un 26.6% (8/30) resultó positivo por aislamiento micológico (Cuadro 2).

Cuadro 2. Comparación de resultados de 30 exámenes directos y 30 cultivos realizados en 30 casos de felinos con lesiones sospechosas por dermatofitos.

<b>Tipo de examen</b>	<b>Positivo a dermatofitos</b>	<b>Negativo a dermatofitos</b>
Examen directo	7 / 30 (23.3%)	23 / 30 (76.6%)
Cultivo	8 / 30 (26.6%)	22 / 30 (73.3%)

### 3.1.3. Resultados de cultivos micológicos

Se realizaron 458 cultivos de lesiones, hisopados de cavidad oral, uñas y pelambre, en los cuáles hubo aislamiento de al menos una UFC en 64.9% (256/392) en Myc y 69.6% (46/66) en ASD.

#### 3.1.3.1. **Cultivos de uñas**

En 89 gatos se obtuvo crecimiento de al menos un hongo a partir de muestras de uñas cultivadas en Myc, 60.7% (54/89) en muestras de uñas de miembros anteriores y 73% (65/89) de miembros posteriores, siendo los más frecuentes *Aspergillus* spp. (Anexo 14), A. sección *Versicolores* y *Neosartorya* spp. (Anexo 15) (Cuadro 3).

Cuadro 3. Aislamientos de hongos en muestras de uñas de 89 gatos.

<b>Tipo de hongo</b>	<b>Gatos positivos</b>
<i>Acremonium</i> sp.	1 (1.1%)
<i>Aspergillus</i> spp.	20 (22.4%)
A. sección <i>Candidi</i>	1 (1.1%)
A. sección <i>Terrei</i>	1 (1.1%)
A. sección <i>Versicolores</i>	13 (14.6%)
<i>Chaetomium</i> spp.	3 (3.3%)
<i>Doratomyces</i> spp.	1 (1.1%)
Hongo fuliginoso	35 (39.3%)
Hongo hialino	41 (46%)
<i>M. canis</i>	3 (3.3%)
<i>M. gypseum</i>	1 (1.1%)
Mucoral	2 (2.2%)
<i>Neosartorya</i> spp.	6 (6.7%)
<i>Penicillium</i> spp.	32 (35.9%)
<i>P. hirsutum</i>	2 (2.2%)
<i>Purpureocillium lilacinum</i>	6 (6.7%)
<i>Rhodotorula</i> spp.	1 (1.1%)
<i>Scopulariopsis</i> spp.	6 (6.7%)
<i>Sporotrichum</i> spp.	1 (1.1%)
<i>T. eriotrephon</i>	3 (3.3%)
<i>Talaromyces purpurogenum</i>	3 (3.3%)
<i>Trichosporon</i> spp.	18 (20.2%)
<i>Verticillium</i> spp.	1 (1.1%)

### 3.1.3.2. Cultivos de moquetas y cepillos

En 73.4% (80/109) de cultivos de las muestras obtenidas con la técnica de la moqueta hubo crecimiento fúngico y en 93.3% (28/30) de muestras obtenidas por la técnica MacKenzie, siendo *Penicillium* spp., *Aspergillus* spp. y *Trichosporon* spp., los más frecuentes para ambas técnicas (Cuadro 4 y 5).

Cuadro 4. Tipo de hongo identificado en muestras de pelambre obtenidas con la técnica de la moqueta de 109 gatos.

<b>Tipo de hongo</b>	<b>Gatos positivos</b>
<i>Aspergillus</i> spp.	22 (20.1%)
A. sección <i>Versicolores</i>	3 (2.7%)
<i>Chrysosporium</i> spp.	1 (0.9%)
Hongo fuliginoso	58 (53.2%)
Hongo hialino	30 (27.5%)
Levadura	4 (3.6%)
<i>M. canis</i>	4 (3.6%)
<i>M. gypseum</i>	1 (0.9%)
Mucoral	3 (2.7%)
<i>Neosartorya</i> spp.	5 (4.5%)
<i>P. lilacinum</i>	5 (4.5%)
<i>Penicillium</i> spp.	29 (26.6%)
<i>Rhodotorula</i> spp.	2 (1.8%)
<i>Scopulariopsis</i> spp.	5 (4.5%)
<i>T. eriotrephon</i>	1 (0.9%)
<i>Trichosporon</i> spp.	6 (5.5%)

Cuadro 5. Tipo de hongo identificado en muestras de pelambre de 30 gatos obtenidas con la técnica MacKenzie.

<b>Tipo de hongo</b>	<b>Gatos positivos</b>
<i>Aspergillus</i> spp.	11 (36.6%)
A. sección <i>Flavi</i>	1 (3.3%)
A. sección <i>Restrictus</i>	1 (3.3%)
Hongo fuliginoso	18 (60%)
Hongo hialino	13 (43.3%)
Levadura	1 (3.3%)
<i>M. canis</i>	1 (3.3%)
<i>M. gypseum</i>	1 (3.3%)
<i>Neosartorya</i> spp.	1 (3.3%)
<i>Penicillium</i> spp.	11 (36.6%)
<i>P. lilacinum</i>	2 (6.6%)
<i>T. eriotrephon</i>	2 (6.6%)
<i>T. purpurogenum</i>	1 (3.3%)
<i>Trichosporon</i> spp.	5 (16.6%)

### 3.1.3.3. Cultivos de cavidad oral

Se obtuvo un mayor porcentaje de aislamientos fúngicos en muestras cultivadas en ASD 75% (42/56), en comparación con un 27.7% (23/83) en Myc, así como una mayor variedad de hongos aislados en las muestras de ASD, siendo *Fusarium* spp. y *Penicillium* spp. los más frecuentes en ASD, y *Penicillium* spp y *Trichosporon* spp. en Myc (Cuadro 6).

Cuadro 6. Aislamientos de hisopados de cavidad oral de 85 gatos en ASD y en MYC.

<b>Tipo de hongo</b>	<b>ASD Gatos positivos / gatos muestreados</b>	<b>Myc Gatos positivos / gatos muestreados</b>
<i>Aspergillus</i> spp.	4/56 (7.1%)	1/85 (1.1%)
<i>A. Flavus</i>	1/56 (1.7%)	Negativo
<i>A. sección Candidi</i>	Negativo	1/85 (1.1%)
<i>A. sección Nigri</i>	3/56 (5.3%)	Negativo
<i>A. sección Terri</i>	1/56 (1.7%)	Negativo
<i>A. sección Versicolores</i>	Negativo	1/85 (1.1%)
<i>Candida albicans</i>	Negativo	1/85 (1.1%)
<i>Fusarium</i> spp.	13/56 (23.2%)	Negativo
Hongo fuliginoso	33/56 (58.9%)	13/85 (15.2%)
Hongo hialino	16/56 (28.5%)	8/85 (9.4%)
Levadura	4/56 (7.1%)	Negativo
<i>Lichtheimia</i> spp.	Negativo	1/85 (1.1%)
<i>M. canis</i>	Negativo	1/85 (1.1%)
<i>M. gypseum</i>	Negativo	1/85 (1.1%)
<i>Mucor</i> spp.	2/56 (3.5%)	Negativo
Mucoral	4/56 (7.1%)	Negativo
<i>Penicillium</i> spp.	12/56 (21.4%)	7/85 (8.2%)
<i>P. hirsutum</i>	1/56 (1.7%)	Negativo
<i>P. lilacinum</i>	1/56 (1.7%)	1/85 (1.1%)
<i>Scopulariopsis</i> spp.	1/56 (1.7%)	1/85 (1.1%)
<i>T. mentagrophytes</i>	1/56 (1.7%)	Negativo
<i>T. rubrum</i>	1/56 (1.7%)	Negativo
<i>Trichosporon</i> spp.	Negativo	5/85 (5.8%)

#### 3.1.3.4. Cultivos de lesiones superficiales y subcutáneas

En el 59.2% (16/27) de las muestras de lesiones cultivadas en Myc se aisló al menos un hongo filamentoso, siendo *M. canis* el más frecuente (Cuadro 7).

Cuadro 7. Hongos identificados en muestras de lesiones superficiales y subcutáneas de 27 gatos cultivadas en Myc.

<b>Tipo de hongo</b>	<b>Gatos positivos / gatos muestreados</b>
<i>Aspergillus</i> spp.	3 (11.1%)
Hongo fuliginoso	4 (14.8)
Hongo hialino	2 (7.4)
<i>M. canis</i>	6 (22.2%)
<i>M. gypseum</i>	2 (7.4%)
<i>Penicillium</i> spp.	4 (14.8%)

En el 100% (4/4) de cultivos de lesiones superficiales cultivadas en ASD se identificaron hongos filamentosos: *Aspergillus* spp. y *Pencillium* spp. en el 50% (2/4) y A. sección *Versicolores*, *C. neoformans*, hongo fuliginoso, *Mucoral* sp. y *Trichosporon* sp. en el 25% (1/4) cada uno.

#### 3.1.4. Comparación de los resultados de muestras de pelambre tomadas con moqueta y con cepillo

De 30 muestras obtenidas simultáneamente de barridos del pelaje se aisló mayor cantidad de dermatofitos con la técnica MacKenzie que mediante la moqueta (Cuadro 8).

Cuadro 8. Comparación entre la la técnica de la moqueta y la técnica del cepillo (MacKenzie) para la detección de felinos portadores de dermatofitos.

	<b>Técnica moqueta (UFC)</b>	<b>Técnica MacKenzie (UFC)</b>
<i>M. canis</i>	1	≥100*
<i>M. gypseum</i>	-	5
<i>T. eriotrephon</i>	2	2
Total	<b>3</b>	<b>≥107</b>

\* Se reportaron incontables UFC (1 reporte incontable = ≥ 100 UFC)

Asimismo, la cantidad y variedad de UFC de hongos queratinofílicos también fue mayor al utilizar la técnica del cepillo, contabilizando un total de 1057 UFC en contraposición con las 698 UFC obtenidas con la moqueta (Cuadro 9).

Cuadro 9. Principales hongos levaduriformes y filamentosos aislados de moquetas y cepillos del pelambre de 30 felinos asintomáticos.

	<b>Técnica moqueta (UFC)</b>	<b>Técnica MacKenzie (UFC)</b>
<i>A. restrictus</i>	-	1
<i>A. Sección Flavi</i>	-	1
<i>A. sección Versicolor</i>	1	-
<i>Aspergillus spp.</i>	114*	117*
Hongo fuliginoso	329*	658*
Hongo hialino	120*	26
Levadura	2	1
Mucoral	3	-
<i>Neosartorya spp.</i>	1	3
<i>P. lilacinum</i>	9	3
<i>P. purpurogenum</i>	-	4
<i>Penicillium spp.</i>	116*	213*
<i>Trichosporon spp.</i>	3	30
<b>Total</b>	<b>698</b>	<b>1057</b>

\* Se reportaron incontables UFC (1 reporte incontable =  $\geq 100$  UFC)

### 3.1.5. Aislamiento de levaduras

De los 33 felinos con lesiones, tres presentaron lesiones tipo nodular ulcerativo, en dos de éstos se diagnosticó el complejo granuloma eosinofílico felino. En otro gato con secreción nasal crónica se realizó biopsia tipo tru-cut (Isenberg & García, 2007; Brown, 2009) y se aisló *Cryptococcus neoformans* (Anexo 16), género confirmado por medio de API®20C AUX (Biomérieux, Francia). En otros felinos se identificaron otras dos levaduras *Candida albicans*



(aislada de la cavidad oral) (Anexo 17) y confirmada mediante API®20C AUX (Biomérieux, Francia), y *Rhodotorula* spp., (aislada del pelambre).

#### 4. DISCUSIÓN

Así como los hongos poseen gran cantidad de beneficios para los seres vivos, es muy importante reconocer las características de cada especie y los posibles daños que pueden ocasionar tanto en humanos como en animales. Tomando en cuenta que aproximadamente 400 especies se consideran patógenos para los seres vivos, que su distribución es mundial y que diversas especies resultan zoonóticas para los seres humanos, es de suma importancia su identificación, la cual se logra exitosamente a través de métodos de laboratorio (Quinn et al., 2011).

Las micosis suelen generar diversos grados de enfermedad, y a pesar de que por lo general su manifestación es leve, pueden ocasionar alteraciones graves y hasta fatales (Weese & Fulford, 2011). Además, la capacidad de los agentes fúngicos de producir lesiones similares a las de otros microorganismos en muchas ocasiones representa un reto para su diagnóstico (Quinn et al., 2011).

En el presente estudio se evidenció que de una misma muestra se puede obtener gran diversidad tanto de hongos filamentosos y levaduriformes como de bacterias, y que es por medio de un manejo clínico exhaustivo y técnicas correctas de laboratorio que se puede reconocer correctamente el agente causal de la enfermedad.

Las bacterias pueden estar asociadas al pelambre y pueden crecer en ciertos medios de cultivo utilizados para el aislamiento de agentes fúngicos y viceversa, por lo que un crecimiento abundante de las mismas puede traslapar el crecimiento de hongos, sobre todo si se parte de

muestras las cuales son de etiología mixta. Las bacterias suelen formar colonias más rápidamente que los hongos y es por esto que la desinfección previa y la selección correcta del medio de cultivo es crucial (García, 2004).

Las micosis mayormente identificadas en los felinos estudiados correspondieron a dermatofitosis, importante enfermedad superficial debido a su forma y facilidad de contagio, pleomorfismo de su presentación clínica y potencial zoonótico, la cual en caninos y felinos es ocasionada principalmente por los géneros *Microsporum* y *Trichophyton* (Moriello et al., 2017).

Al haber realizado este estudio como parte de una práctica dirigida no se puede sacar conclusiones con respecto a la incidencia de agentes fúngicos según el sexo, edad o distribución geográfica de los animales; sin embargo, se puede mencionar que la mayor cantidad de dermatofitosis se observó en animales jóvenes, menores al año de edad y principalmente en su etapa de vida de cachorro (cero a seis meses), seguido por animales de tres a seis años los cuales se encuentran en etapa prime o joven (Little, 2012; Sanz, 2014; Sanz, 2015).

Se lograron identificar agentes zoofílicos como *M. canis*, *T. mentagrophytes* y *T. eriotrephon* (anteriormente conocido como *T. mentagrophytes var erinacei*), antropofílicos como *T. rubrum* y geofílicos como *M. gypseum* (The University of Adelaide, 2017). Todos los mencionados, con excepción de *T. eriotrephon*, presentan reportes de enfermedad en felinos domésticos (ESCCAP, 2011; Moriello, 2014) y en todos los casos se debe controlar la infección. En el caso de *T. eriotrephon* se carece de información con respecto a su presencia en gatos; de la literatura consultada no se obtuvo reportes sobre su aislamiento en esta especie.

*Microsporium canis* no solo fue el dermatofito mayormente aislado, sino que junto a *M. gypseum*, se aisló de todas las zonas anatómicas muestreadas, incluyendo las lesiones cutáneas. *M. gypseum* correspondió al segundo dermatofito más frecuentemente aislado, seguido por *T. eriotrephon*, *T. mentagrophytes* y *T. rubrum*.

En uno de los felinos se aisló *M. gypseum* del hisopado obtenido de su cavidad oral, el cual al no haber ocasionado enfermedad en el gato, se puede considerar transitorio, por distintas razones: 1) *M. gypseum* no es comensal de la cavidad oral de los felinos pero es de carácter geofílico, por lo que se encuentra en el ambiente principalmente en los suelos y su presencia en el animal es esporádica (McVey et al., 2013; The University of Adelaide, 2017). 2) Los gatos de ambiente externo o mixto pueden entrar fácilmente en contacto con el agente. 3) El felino analizado era de ambiente mixto y precisamente el mismo día de la toma de muestras se encontraba en un ambiente con abundante tierra, materia vegetal en descomposición, madera, entre otros. 4) La muestra de la moqueta de otro felino adulto, el cual convivía con dicho felino, resultó positiva por *M. gypseum*; y según datos de la historia se indicó que ambos gatos jugaban, se lamían y mordían entre ellos. 5) *M. gypseum* es un hongo de distribución mundial y los individuos de una misma especie pueden perpetuar su presencia (McVey et al., 2013).

La aparición de dermatofitos zoofílicos como *M. canis* y *T. mentagrophytes*, y antropofílicos como *T. rubrum* de las muestras de la cavidad oral de los gatos además puede indicar propagación por medio del contacto entre animales y personas. Moriello y colaboradores (2017) reportan el aislamiento de *T. rubrum* tanto de gatos cuyos dueños fueron

diagnosticados con tinea pedis (pie de atleta), como de gatos cuyos propietarios no reportaron alteración.

De la misma manera que los felinos, algunos dueños presentaron en el momento de la obtención de muestras, o reportaron una previa o posterior aparición de lesiones sugestivas de dermatofitosis. Se debe tener en consideración que las infecciones producidas por dermatofitos son endémicas, aunque pueden asumir proporciones epidémicas en ciertas situaciones. De forma global, *T. rubrum* y *T. mentagrophytes* son responsables de un 80% a 90% de las dermatofitosis en humanos (Murray et al., 2016).

Eckstein y Hart (2000) y Little (2012) indican que los gatos poseen una lengua multipropósito encargada de desempeñar distintos trabajos; funciona como un cepillo que posee pequeños ganchos dirigidos hacia caudal los cuales se encargan de remover suciedad y mantener su capa limpia y en las mejores condiciones. Esta característica mantiene al gato en un estado de homeostasis y le confiere buena salud. En complemento, el pelaje de los gatos envía señales informando sobre su estado y el del entorno, por lo que si el mismo se encuentra sucio o desordenado se desencadenará una respuesta que culmina en el sistema nervioso central del felino provocando su acicalamiento.

Cuando un gato presenta una infección por un hongo, el microorganismo desencadena una reacción compleja en el cuerpo, lo cual suele manifestarse en descamación epitelial, alopecia, entre otras características que confieren un aspecto sucio y desordenado del pelaje con un consecuente lamido excesivo (Fraser, 2012). De lo anterior, y considerando el aislamiento en este estudio de *M. canis*, *T. mentagrophytes*, *M. gypseum* y *T. rubrum* de la cavidad oral de

los gatos, se podría suponer una mayor posibilidad de diseminación del microorganismo e infección de otras zonas corporales a través del lamido, puesto que en muchas ocasiones se obtuvo crecimiento de los mismos tipos de hongos de muestras de la cavidad oral y de muestras de otras zonas anatómicas analizadas. No obstante, DeBoer & Moriello (1994) demostraron que más bien el acicalamiento del gato puede evitar la enfermedad, ya que en su trabajo sobre el desarrollo experimental de infección para el estudio de *M. canis* en gatos, demostraron que la inducción de la infección fue ineficaz cuando no se colocó collares isabelinos a los gatos y éstos tuvieron la posibilidad de acicalarse.

Aunque *T. eriotrephon* no se aisló de la cavidad oral, se identificó en uñas y pelambre de cuatro gatos de zona rural que convivían en el mismo lugar, de ellos tres presentaban alopecia principalmente en glúteos y miembros posteriores; uno era asintomático y en uno de los gatos afectados se suele exacerbar la caída de pelo por periodos, según reportes de su propietaria. En los cuatro gatos se encontró buena condición corporal y ausencia de signos adicionales.

Los estudios aseguran que el aislamiento de *T. eriotrephon* es raro e indican que este agente principalmente se aísla de erizos y ácaros que suelen afectarlos, y existen escasos reportes en humanos (Contet-Audonneau & Leyer, 2010). Los estudios muestran una distribución principalmente en Nueva Zelanda y Europa (The University of Adelaide, 2017), y algunos datos sobre su aislamiento en Taiwán, Chile, Japón y Tailandia (Mochizuki et al., 2005; Chih-Wei et al., 2010; Concha et al., 2012; Borges-Costa & Martins, 2014).

Según el Centro de Seguridad Alimentaria y Salud Pública, junto al Instituto para Cooperación Internacional en Biología Animal de la Universidad de Iowa, tanto los erizos

africanos (*Atelerix albiventris*) como los erizos europeos (*Erinaceus europaeus*) son capaces de transmitir la dermatofitosis ocasionada por *T. eriotrephon*. Existen también algunos reportes sobre su aparición ocasional en perros de caza (The Center for Food Security & Public Health, 2013). En el país desde hace unos años se ha popularizado la compra de erizos africanos como mascotas; a pesar de que los felinos positivos a *T. eriotrephon* no se encontraban en contacto con esta especie, no se descarta el contacto con la misma.

Existen más de 30 especies de organismos dermatofitos que ocasionan alteración cutánea en animales y humanos, manifestándose principalmente en lesiones redondas con un anillo eritematoso, sin embargo los animales pueden presentar lesiones con distintas características (Hnilica, 2011; Moriello et al., 2017), como se observó durante la revisión clínica y toma de muestras de los gatos, para los cuales se identificó desde una ligera alopecia localizada, hasta lesiones con bordes eritematosos, descamativas y generalizadas, con o sin presencia de prurito. El prurito suele ser variable en animales con dermatofitosis, siendo generalmente mínimo o nulo. Casos que cursan con prurito suelen complicarse debido a las lesiones que se ocasiona la mascota al rascarse.

En algunos animales, como los gatos de raza persa, se ha reportado la dermatofitosis subcutánea ya que parece existir una predisposición genética que los hace más susceptibles a desarrollar lesiones similares a micetomas (mycetoma-like lesions) (Quinn et al., 2011; Moriello et al., 2017), lo cual debe tomarse en cuenta al realizar la revisión clínica de felinos de esta raza que presenten lesiones nodulares, ya que pueden confundirse con otro tipo de alteración.

Las artroconidias corresponden a la forma de infección de los dermatofitos y pueden ser transmitidas por contacto directo o a través de fómites, pero depende de microabrasiones cutáneas que permitan el ingreso de dichas estructuras y la ruta de contagio depende de la especie involucrada. La infección por *M. canis* se da principalmente por contacto con un animal o persona infectada. A pesar de que la higiene y desinfección del ambiente siempre es importante y no se debe descartar, y que se ha documentado contaminación ambiental por *M. canis* (Mancianti et al., 2003), reportes recientes indican que el ambiente no representa una ruta efectiva de transmisión para esta especie. Todo lo contrario sucede con *M. gypseum* que al ser un agente geofílico se transmite principalmente por medio de ambientes que albergan al hongo (Moriello et al., 2017).

Las dermatofitosis deberían diagnosticarse y tratarse con la mayor rapidez. Es por esto que la selección correcta de muestras y el uso de técnicas de laboratorio representan un paso clave para la confirmación de la enfermedad y selección del tratamiento. Moriello y colaboradores (2017) indican que la escogencia de las pruebas de laboratorio depende de la etapa de infección de los dermatofitos y que su escogencia debe orientarse en cuáles pruebas son de utilidad para la confirmación de la presencia y ausencia de infección activa en los animales. Dentro de las pruebas de utilidad se encuentra la fluorescencia con Lámpara de Wood, dermatoscopía, observación directa, cultivo micológico, biopsia y reacción en cadena de polimerasa (PCR).

En este estudio, al realizar distintas pruebas como exámenes directos y cultivos de raspados cutáneos de los animales con lesiones sospechosas por dermatofitos, se evidenció que



una única prueba no siempre va a aportar toda la información esperada, ya que por ejemplo por medio de exámenes directos no siempre se logra observar las hifas o artrosporas de la muestra, por lo que independientemente del resultado obtenido del examen directo se debe utilizar otras pruebas, como cultivos micológicos (Carter & Wise, 2004). Usualmente el cultivo se considera la prueba de oro para el aislamiento del agente en cuestión (López-Romero et al., 2011; Evangelista-Oliveira et al., 2013; DeBoer, 2016), pero para garantizar su validez se debe evitar errores en su procesamiento y se debe utilizar muestras obtenidas correctamente (Moriello et al., 2017).

En uno de los felinos con lesiones sugestivas de dermatofitosis se obtuvo un resultado positivo al realizar la observación directa de la muestra del material obtenido por medio de raspado cutáneo; dicho examen permitió observar claramente hifas y artrosporas (Anexo 18), no obstante al cultivar la muestra en Myc no se obtuvo ningún crecimiento fúngico.

Este resultado falso negativo podría deberse a las siguientes razones: 1) En la porción de la muestra cultivada no se encontraba el agente fúngico (Balazs, 2006). 2) Material inadecuado al cultivar únicamente fragmentos del pelo de la mascota y no el pelo completo o muestra de la epidermis, lo cual podría ocasionar un falso negativo ya que la porción infectada pudo haber quedado dentro del folículo piloso, sitio que resulta invadido por el hongo (Balazs, 2006). 3) El felino se encontraba en tratamiento antifúngico con griseofulvina tópica al momento de obtener la muestra. En estos casos se considera ideal utilizar una técnica especial de inoculación para evitar la acumulación del fármaco en una zona del agar y así la inhibición de su crecimiento. Moriello (2014) recomienda la inoculación de la muestra, idealmente

obtenida por medio de la técnica MacKenzie, en forma centrífuga en el agar, iniciando desde el centro de la placa, lo cual en este caso en particular no se realizó, pues se depositó porciones del raspado en distintas zonas de la placa.

El estudio también demostró que la forma de obtención de la muestra puede influenciar el resultado final; dato obtenido al comparar el procesamiento de muestras de pelambre de un pequeño grupo de animales. Estas muestras fueron obtenidas con moqueta y con cepillo de dientes (método de MacKenzie) y se identificó mayor cantidad y diversidad de dermatofitos con la técnica del cepillo de dientes, así como menor contaminación por agentes bacterianos, mientras que los cultivos realizados con moqueta arrojaron falsos negativos y hubo mayor crecimiento de bacterias (Anexo 19).

Distintos autores eligen al cepillo como la técnica de muestreo ideal; con ella se consigue una mejor identificación del pelambre recién infectado y mayor atrapamiento de artrosporas de la superficie cutánea (Machicote-Goth, 2011; Moriello, 2014; Moriello et al., 2017). Moriello (2017) además reporta la posibilidad de obtención de resultados falsos negativos si el laboratorista no sabe inocular correctamente la muestra obtenida con la técnica MacKenzie.

Tanto para la técnica MacKenzie como la técnica de la moqueta se requiere pasar el material esterilizado a lo largo de la superficie de la mascota (Moriello, 2014). Bourdeau y colaboradores (2004) indican que con la técnica MacKenzie se debe inocular varias veces las cerdas del cepillo de dientes en el agar para la obtención de mejores resultados.

De las muestras de uñas se obtuvo mayor cantidad de dermatofitos, probablemente debido a que estos hongos al ser queratinofílicos pueden encontrarse con facilidad en piel, pelo y uñas, sin necesariamente estar causando enfermedad (Silva-da Costa, 2015). Este dato resulta de gran importancia para realizar un manejo correcto tanto de pacientes positivos como negativos a dermatofitos, tomando en cuenta que para los animales positivos sintomáticos el corte de uñas debería incluirse dentro de su protocolo de tratamiento; este procedimiento ayudaría a controlar la proliferación y propagación del microorganismo.

Se obtuvo mayor crecimiento fúngico de las uñas de los miembros posteriores en comparación con los miembros anteriores (Anexo 20), lo cual se podría explicar al considerar que los gatos utilizan principalmente los miembros posteriores para rascarse, defenderse y/o jugar con otros animales y hasta con humanos (Tabor, 2003).

Durante la valoración clínica y posterior al corte de uñas, se observó que casi la totalidad de las uñas de los miembros posteriores se encontraban sucias, mientras que la mayor cantidad de uñas de los miembros anteriores se encontraban limpias, y a pesar de que no se cuantificó el crecimiento bacteriano se obtuvo mayor crecimiento de las uñas de miembros posteriores.

Moriello y colaboradores (2017) y DeBoer (2016) indican que a pesar de que las dermatofitosis desaparecen de forma espontánea, el tratamiento apropiado puede acelerar la recuperación y ayudar a minimizar su dispersión. El tratamiento a elegir debe ser acertado y multimodal, lo que significa el uso no solo de fármacos orales para acortar el curso de la enfermedad, sino de tratamiento tópico para eliminar el material infeccioso sobre el pelaje y la piel, así como la desinfección del ambiente, ya que los dermatofitos pueden persistir en escamas

de piel o cabello desprendido durante períodos prolongados (Murray et al., 2016). Actualmente existen varios antifúngicos orales apropiados para el tratamiento de la dermatofitosis felina, aunque se debe tomar en cuenta la posibilidad de ausencia de respuesta de los felinos frente a ciertos fármacos.

Recientemente estudios en humanos han demostrado fallos y recaída de pacientes que se encuentran bajo tratamiento con antifúngicos. Martínez-Rossi, citado por Kumar (2015) describió en humanos los mecanismos de resistencia de los dermatofitos a antifúngicos, donde incluyó respuestas bioquímicas y moleculares como la disminución de la absorción del fármaco, modificación de la degradación metabólica del fármaco a nivel celular, cambios en la interacción del fármaco con el sitio de acción o con enzimas involucradas, entre otros. A pesar de que son necesarios más estudios sobre el tema en gatos, se ha reportado la falta de respuesta de esta especie frente a los azoles, incluyendo el itraconazol (DeBoer, 2016).

El objetivo del tratamiento tópico es la reducción del riesgo de infección, contagio y zoonosis asociado con la enfermedad, al desinfectar la piel y pelaje y reducir la contaminación ambiental. Existen diversos champús indicados para el tratamiento de la dermatofitosis, sin embargo actualmente los champús de lima de azufre, enilconazol y miconazol con clorhexidina son los recomendados. Con respecto al tratamiento localizado, en un estudio *in vivo* realizado con gatos infectados con *T. mentagrophytes* y *M. canis* se identificó mejor respuesta al clotrimazol, frente a miconazol. Productos tópicos elaborados con enilconazol también están indicados (Moriello et al., 2017).

Moriello y colaboradores (2017) también indican que el tratamiento sistémico a base de itraconazol no compuesto y de terbinafina son los más efectivos. A pesar de que la griseofulvina también ha demostrado ser efectiva, posee más efectos adversos. Existen tratamientos novedosos como el uso de vacunas antifúngicas, las cuales podrían ser de utilidad como tratamiento coadyuvante, sin embargo es importante tomar en cuenta que no ofrecen protección frente a una nueva exposición a hongos dermatofitos.

En los felinos de este estudio no se aisló *Sporothrix* spp., hongo que en investigaciones realizadas en otros países se identificó en uñas y otras muestras de gatos (Pacheco-Schubach et al., 2001). A pesar de que este resultado es indicativo de que los gatos estudiados no son portadores, ni presentan lesiones causadas por este hongo, se deben realizar más estudios, ampliar el número de muestra y reforzar los métodos diagnósticos. Se debe considerar que existen reportes de esporotricosis en humanos del país, y en humanos y animales de países cercanos, incluyendo países centroamericanos como Guatemala (Bastos de Lima et al., 2011; Bonifaz & Tirado-Sánchez, 2017), y que el resultado conseguido no descarta su presencia en gatos de Costa Rica.

A lo anterior se debe añadir y reforzar el hecho de que *S. schenkii* ya no se considera un agente micótico único, como se reportó durante años, sino que hoy día *S. schenkii* corresponde a un complejo que engloba distintas especies de hongos los cuales son capaces de ocasionar enfermedad en humanos y animales y que debe de diferenciarse de otros complejos no patógenos y con características parecidas, como *Sporothrix pallida*, lo cual dificulta aún más

su identificación (Marimon et al., 2006; Marimon et al., 2007; Evangelista-Oliveira et al., 2013).

Otro hallazgo de relevancia fue *C. neoformans* a partir de una biopsia de la cavidad nasal de un felino de cuatro años. La muestra fue remitida al LMEMV-UNA y se reportó secreción nasal unilateral derecha y estornudos de seis meses de presentación, además de una leve granulación del plano nasal derecho. Para la identificación de este agente es indispensable el uso de diversas técnicas de laboratorio como exámenes directos con KOH 10% y tinciones especiales (Giemsa y Tinta China), cultivos y la determinación de su especie por medio de la prueba API. Asimismo, y como fue mencionado con la identificación de otros microorganismos, el tipo de muestra resulta crucial para un diagnóstico preciso, puesto que en este caso la biopsia de la cavidad nasal es la muestra correcta y uno de los principales errores que se observan al tratar de identificar criptococosis es el envío de muestras de poca validez diagnóstica como lavados o hisopados nasales (Quinn et al., 2011; Weese & Fulford, 2011).

*Cryptococcus neoformans* ocasiona principalmente signos respiratorios en animales y puede llegar a afectar múltiples sistemas de no ser identificado y tratado a tiempo. Tanto en felinos como en otros animales los signos clínicos incluyen lesiones ulcerativas usualmente afectando las membranas mucosas del sistema respiratorio superior, sistema nervioso central y ojos (McVey et al., 2013), signos que pueden ser parecidos a los ocasionados por otros microorganismos, por lo que se debe procurar su rápido diagnóstico (Borges-Correa, 1994; Quinn et al., 2011). La correcta escogencia del medio de cultivo puede ser el paso clave para la identificación de este agente ya que en Myc su crecimiento se ve inhibido (McVey et al., 2013).

En este estudio se aislaron e identificaron 20 géneros de hongos (Anexo 21), siendo los de mayor frecuencia *Aspergillus* spp., *Penicillium* sp. (Anexo 22), *Fusarium* sp., *Trichosporon* sp., y *Scopulariopsis* sp., todos ampliamente distribuidos en el ambiente (Betancourt et al., 2013; The University of Adelaide, 2017). Esta información resulta de gran importancia puesto que demuestra que los gatos sanos portan gran variedad de microbiota (Betancourt et al., 2013), y además aporta información sobre los agentes fúngicos presentes en gatos sintomáticos y asintomáticos de Costa Rica.

La microbiota que los animales domésticos portan en su pelaje es adquirida principalmente de su entorno y la misma puede estar compuesta tanto por hongos queratinofílicos como patógenos u oportunistas (Betancourt et al., 2013). En ciertas situaciones un hongo comensal podría ser oportunista y causar enfermedad si el animal presenta alguna alteración en su sistema inmune, y algunos podrían necesitar un cambio morfogénico para iniciar una infección en el animal, como ocurre en el caso de los hongos dimórficos (Tewari, 2010; Larone, 2011).

DeBoer (2016) explica que se requiere de varios factores para el desarrollo de una infección micótica y no solo la presencia y contacto con el hongo. Estos incluyen factores del hospedador, como la edad, enfermedades debilitantes, posible compromiso inmunológico ocasionado por enfermedades o fármacos, nutrición deficiente y/o estrés; lo anterior especialmente en casos de enfermedad ocasionada por agentes micóticos zoofílicos, como ciertos dermatofitos y endógenos como *C. albicans*, donde las características individuales del

animal representan el mayor riesgo de aparición de enfermedad, puesto que en condiciones normales no serían un riesgo para la salud del animal.

Little (2012) y DeBoer (2016) indican que estos factores constituyen todavía un riesgo mayor en hogares, refugios o casas cuna que albergan varios gatos debido a la posibilidad de hacinamiento, mayor contacto entre felinos y facilidad de propagación de los agentes fúngicos, mayor dificultad de aislamiento de animales positivos, dificultad de llevar a la práctica correctas medidas de higiene y desinfección, entre otros.

En dos gatos que presentaban algún compromiso inmunológico, como Virus de Inmunodeficiencia Felina (FIV), se identificó abundante crecimiento de hongos levaduriformes y filamentosos en todas las muestras obtenidas. En otro caso de un gato cachorro, de tres meses de edad, de ambiente interno y único en su hogar, se obtuvo crecimiento puro por *M. canis* de todas las muestras analizadas (pelambre, uñas, cavidad oral y muestras de lesiones), lo cual respalda el cuidado especial que se debe tener con mascotas con inmunocompromiso, principalmente animales jóvenes y geriátricos (Carter & Wise, 2004; DeBoer, 2016).

A pesar de que en animales con inmunocompromiso la resolución de los signos suele ser más lenta y difícil de lograr, Moriello y colaboradores (2017) indican que la seropositividad de gatos al Virus de Inmunodeficiencia Felina y/o Virus de Leucemia Felina no aumenta el riesgo de contraer una micosis; sin embargo, en distintos estudios se demostró que los gatos positivos a algún virus transportan mayor cantidad de hongos saprófitos.

De los casos analizados de gatos con compromiso inmunológico también se presentó otro de una gata joven, recogida de la calle y positiva a FIV, de la cual se obtuvo crecimiento



puro y numeroso de *C. albicans* del hisopado de su cavidad oral. Esta levadura es componente de la microbiota del tracto digestivo y puede actuar como un patógeno oportunista en pacientes con el sistema inmune comprometido (Pressler, 2012). En caso de ocasionar enfermedad en el gato suele producir lesiones ulcerativas en las membranas mucosas de la cavidad oral, tracto respiratorio superior, gastrointestinal y/o genitourinario. Pocas veces evoluciona a la presentación diseminada, cuyos signos dependerían del órgano implicado (McVey et al., 2013).

A menudo se considera que los gatos de ambiente externo o mixto poseen mayor riesgo de adquirir una enfermedad fúngica debido a su exposición a ambientes contaminados como suelos, agua o materia vegetal en descomposición, o contacto con otros animales de los cuales se desconoce su estado de salud y también con humanos (Balda et al., 2004; Silva-da Costa, 2015); sin embargo, los gatos de interior pueden padecer las mismas enfermedades que los gatos de exterior y viceversa (Little, 2016). Al analizar por ejemplo los resultados de gatos positivos a dermatofitos, la mayor cantidad fueron mascotas de ambiente interno.

Los aislamientos se analizaron en conjunto con los hallazgos del examen objetivo general e historia clínica del animal para determinar si el agente era causante de enfermedad. La mayoría de los géneros aislados poseen reportes de ser agentes patógenos en animales, pero con excepción de los casos de dermatofitosis, los hongos identificados se categorizaron como comensales de los gatos, ya que habitan normalmente las zonas corporales en las que se tomó muestra (pelambre, cavidad oral y uñas), o como hongos ambientales contaminantes que forman parte del entorno donde pueden encontrarse los felinos (Tewari, 2010; Larone, 2011).

En distintos estudios orientados en identificar hongos de muestras obtenidas del pelambre de gatos, se aislaron principalmente hongos saprófitos de los géneros *Penicillium* spp., *Aspergillus* spp., y *Alternaria* spp., sin estar ocasionando alteración en los animales (Paixão et al., 2001; Betancourt et al., 2013). En otros estudios se reportó el aislamiento de *M. gypseum*, *M. vanbreuseghemii* y *T. rubrum* de gatos asintomáticos, lo que demuestra la importancia en la correlación de hallazgos clínicos y de laboratorio, y del estudio y conocimiento sobre los factores de patogenicidad de los hongos (Moriello et al., 2017).

Los hallazgos obtenidos con este estudio representan un importante complemento a los conocimientos que se tenían sobre la presencia de agentes fúngicos en gatos del país. No solo amplía la información sino que suma datos nuevos y relevantes como la presencia de un hongo nunca antes reportado en esta especie, y deja a disposición de profesionales de la salud y público en general información aplicable a un adecuado protocolo de atención médica veterinaria, con el cual se puede garantizar una detección y control tempranos de enfermedad, incluyendo micosis zoonóticas, por medio de intervenciones más efectivas. Asimismo, el estudio suministró a diferentes pobladores de un servicio de atención veterinaria y guía terapéutica gratuita, incluyendo a los dueños de casas cuna y refugios de limitado o ningún acceso a dichos servicios.

## 5. CONCLUSIONES

5.1. Se identificaron mediante valoración clínica y pruebas de laboratorio felinos domésticos con lesiones compatibles con dermatofitosis y criptococosis, y se reporta por primera vez en el país la presencia de *Trichophyton eriotrephon* de la superficie corporal y uñas de felinos. No se identificaron animales con lesiones compatibles con esporotricosis.

5.2. Se identificaron felinos portadores asintomáticos de dermatofitos mediante evaluación clínica y recolección de muestras de distintas zonas corporales y se demostró que al utilizar distintos tipos de muestras se incrementa la posibilidad de aislar agentes fúngicos, lo cual se evidenció al conseguir crecimiento microbiológico, como dermatofitos, únicamente de muestras de uñas y no de otros sitios anatómicos muestreados.

5.3. Se logró optimizar el diagnóstico de las dermatofitosis y otras micosis superficiales y subcutáneas mediante el correcto procesamiento, transporte e identificación de agentes etiológicos, así como el incremento de destrezas con respecto a la valoración clínica y manipulación de los felinos. Además se demostró que un manejo integral, donde se relacione los hallazgos del examen clínico con los hallazgos de laboratorio, favorece el diagnóstico preciso de una enfermedad.

## 6. RECOMENDACIONES

### **A los profesionales de la salud (médicos veterinarios, médicos humanos, microbiólogos y técnicos de laboratorio):**

- Llevar a cabo más estudios sobre el impacto de los agentes micóticos en humanos y en animales ya que esto representa un aporte para el control de las enfermedades zoonóticas y zooantroponóticas y su importancia para la salud pública.
- Estudiar el vínculo que existe entre las micosis que afectan a los gatos y a los humanos.
- Adoptar las medidas de bioseguridad adecuadas para evitar transmisión de enfermedades a la hora de la toma y procesamiento de muestras, además de evitar la contaminación de las muestras en el laboratorio, lo cual reduce significativamente la posibilidad de identificación de los agentes.

### **A los médicos veterinarios:**

- Desarrollar un estudio longitudinal cuyo objetivo principal sea la identificación de hongos de las uñas de gatos domésticos para así identificar si los hallazgos son transitorios o si persisten por períodos prolongados.
- Realizar más estudios sobre la presencia de agentes micóticos en felinos domésticos del país los cuales incluyan el aislamiento de *Sporothrix* spp.
- Realizar un tratamiento integral de los gatos con dermatofitos al cortar las uñas, ya que de esta manera se reducirá la reinfección ocasionada por rascado.

- Educar a los propietarios de mascotas a mantener un ambiente higiénico para evitar la proliferación de microorganismos de importancia clínica y transmisión de enfermedades entre animales, y entre humanos y animales.
- Educar a los propietarios de mascotas a no abandonarlas en casos de presencia de enfermedad.
- Fortalecer la comunicación con los propietarios de gatos lo cual conduzca a una atención médica periódica y responsable de sus mascotas.

**A los médicos veterinarios y estudiantes de medicina veterinaria:**

- Dado que producto de este estudio queda material de consulta disponible en el Laboratorio de Micología de la Universidad Nacional de Costa Rica, se recomienda e invita a consultar dicha base de datos, la cual es una herramienta importante para el estudio del tema.

**A los propietarios de felinos domésticos:**

- Procurar que los gatos sean de ambiente interno y que se les facilite atención preventiva regular, para así evitar la infección por agentes micóticos transmitidos por gatos de exterior y ambientes contaminados, así como por inmunocompromiso ocasionado por alteración de su salud.

- Realizar pruebas para la detección de portadores de dermatofitos y coordinar una revisión con un médico veterinario cuando adopten gatos, principalmente los provenientes de centros de rescate.
- Respetar el periodo de aislamiento y de introducción del gato recién adoptado en caso de contar con más de un gato u otras mascotas en el hogar.

**A la Escuela de Medicina Veterinaria de la Universidad Nacional de Costa Rica:**

- Divulgar los resultados de este estudio a médicos veterinarios y reforzar sus conocimientos sobre la correcta toma, selección y transporte de muestras a través de cursos de educación continua y publicación de los hallazgos.

## 7. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Balazs, V. 2006. Dermatofitosis: ¿Por qué hay tantos errores en su diagnóstico? *Rev. Mevepa*. 19:27-33.
- Balda, A.C., C.E. Larsson, M. Otsuka & W. Gambale. 2004. Estudio retrospectivo de casuística das dermatofitoses em cães e gatos atendidos no Serviço de Dermatologia da Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia da Universidade de São Paulo. *Acta Scientiae Veterinariae*. 32(2): 133-140.
- Ballesté-Alanís, R. & R. Salvatella-Agrelo. 2004. Sección Parasitología y Micología. p. 64. *In* Departamento de Laboratorio Clínico, Repartición Microbiología, Hospital de Clínicas (Ed.). Manual de toma de muestras para estudio bacteriológico, parasitológico y micológico. Hospital de Clínicas., Montevideo, Uruguay.
- Bastos de Lima, M., R. de Almeida Paes & A. Oliveira Schubach. 2011. *Sporothrix schenckii* and Sporotrichosis. *Clin. Mic. Rev.* 24 (4): 633-654.
- Betancourt, O., L. Zaror & C. Senn. 2013. Aislamiento de hongos filamentosos desde pelaje de gatos sin lesiones dérmicas en Temuco, Chile. *Rev. Cient.* 13(5):380-387.

- Bonifaz, A. & A. Tirado-Sánchez. 2017. Cutaneous disseminated and extracutaneous sporotrichosis: current status of a complex disease. *J. Fungi*. 3:6.
- Borges-Correa, G.L. 1994. Criptococose em gatos. *Cienc. Rural*. 24:431-437.
- Borges-Costa, J. & M.L. Martins. 2014. *Trichophyton erinacei* skin infection after recreational exposure to an elephant in Southeast Asia. *Pathog Glob Health*. 108:58-59.
- Borrel, N., X. Mesquida & P. Alomar. 2007. Normas de Seguridad. *In* J. Permán, E. Martín-Mazuelos & M.C. Rubio Calvo (Eds.). *Guía Práctica de Identificación y Diagnóstico en Micología Clínica*. Revista Iberoamericana de Micología, Bilbao, España.
- Bourdeau, P., F. Costiou & C. Peron. 2014. Comparison of carpet and toothbrush methods for the detection of asymptomatic carriage of dermatophytes in cats. *Vet. Dermatol*. 15:44.
- Brogliá, M.V. y C. Guillermo. 2011. Micosis superficiales en caninos y felinos. p. 149. *In* XII Congreso Argentino de Micología 2011. Jun. 15-17. Asociación Argentina de Micología, Argentina.



- Brown, N.L. 2009. Sneezing and Nasal Discharge. p. 269-274. *In* S.J. Ettinger, C. Edward & C. Feldman, (eds.). Textbook of Veterinary Internal Medicine. Saunders, Elsevier, Missouri, USA.
- Carter, G.R. & D.J. Wise. 2004. Fungi. p. 245-267. *In* G.R. Carter & D.J. Wise, (eds.). Essentials of Veterinary Bacteriology and Mycology. Iowa State Press, Ames, Iowa, USA.
- Chih-Wei, H., S. Pei-Lun & W. Yu-Hung. 2010. *Trichophyton erinacei* infection from a Hedgehog: A Case Report from Taiwan. *Mycopathologia*. 170:417-421.
- Colleen, D., C. Stephen & J. Campbell. 2006. Evaluation of risk factors for *Cryptococcus gattii* infection in dogs and cats. *JAVMA*. 228(3):377-382.
- Concha, M., C. Nicklas, B. Elvira, A.M. Guzmán, H. Poggi., E. Leo & F. Fich. 2012. The first case of tinea faciei caused by *Trichophyton mentagrophytes* var. *erinacei* isolated in Chile. *Int. J. Dermatol*. 51:283-285.
- Contet-Audonneau, N. & C. Leyer. 2010. Émergence d'un dermatophyte transmis par le cochon d'Inde et proche de *Trichophyton mentagrophytes* var. *erinacei*: *T. mentagrophytes* var. *porcellae*. *J. Mycol. Med*. 20:321-325.

- Cruz, R., P. Vieille & D. Oschilewski. 2012. Aislamiento ambiental de *Sporothrix globosa* en relación a un caso de esporotricosis linfo-cutánea. *Rev. Chil. Infec.* 29 (4): 401-405.
- DeBoer, D. 2016. Tratamiento de la Dermatofitosis Felina. XI Southern European Veterinary Conference, Granada, España. Oct. 20-22.
- DeBoer, D. & K. Moriello. 1994. Development of an experimental model of *Microsporum canis* infection in cats. *Vet. Microbiol.* 42(4) : 289-295.
- De Hoog, G.S, J. Guarro, J. Gené, & M.J. 2014. Figueras. Atlas of clinical fungi: The ultimate benchtool for diagnostics. On line version 4.0. Centraalbureau voor Schimmelcultures, Utrecht, The Netherlands.
- de Souza, L.L., P. da Silva Nascente, M. Oliveira Nobre, A.R. Mano Meinerz & M.C. Araújo Meireles. 2006. Isolation of *Sporothrix schenckii* from the nails of healthy cats. *Braz. Jour. Microb.* 37:372-374.b
- Eckstein, R. & B. Hart. 2000. Grooming and Control of Fleas in Cats. *Appl. Anim. Behav. Sci.* 68:141-150.

ESCCAP (European Scientific Counsel Companion Animal Parasites). 2011. Superficial Mycoses in Dogs and Cats [en línea]: ESCCAP, Worcestershire, UK. [http://www.esccap.org/uploads/docs/uh82a6e8\\_escapgl2guidelines.pdf](http://www.esccap.org/uploads/docs/uh82a6e8_escapgl2guidelines.pdf) (Consulta: 20 jun. 2017).

Evangelista-Oliveira, M., R. Almeida-Paes, M.C. Gutierrez-Galhardo & R. Zancoppe-Oliveira. 2013. Molecular identification of the *Sporothrix schenckii* complex. Rev. Iberoam. Micol. 31(1):2-6.

Fraser, A. 2012. Feline Behavior and Welfare. Gutenberg Press Limited, Tarxien, Malta.

García, M.J. & M.C. Silva. 2004. Características generales de hongos, parásitos y virus. p. 128-159. In M.J. García & M.C. Silva, (eds.). Manual del Técnico Superior del Laboratorio de Análisis Clínicos. Editorial Mad, S.L., Sevilla, España.

García, V. 2004. Los Hongos. p. 97-98. In V. García, (ed.). Editorial Universidad Estatal a Distancia, San José, Costa Rica.

Hansen, T.K. & M. Jakobsen, 2005. Yeast in the Dairy Industry. p. 441-442. In D.K. Arora, P.D. Bridge & D. Bhatnagar (eds.). Marcel Dekker, Inc, New York, USA.

Hnilica, K.A. 2011. Fungal Skin Diseases. p. 83-119. *In* K.A., Hnilica, (ed.). Small Animal Dermatology: A Color Atlas and Therapeutic Guide. Elsevier-Saunders, Canada.

Inglis, T. 2007. Microbiology and Infection. 3<sup>rd</sup> ed. Elsevier Limited, China.

Isenberg, H.D. & García L.S. 2007. Specimen Selection, Collection and Transport. *In* H.D. Isenberg, (ed.). Clinical Microbiology Procedures Handbook. ASM Press, Washington, DC, USA.

Kumar, P. 2015. Antifungal drugs and resistance: Current concepts. Our Dermatol Online. 6(2):212-221.

Lappin, M. 2012. Microbiology and Infectious Disease. p. 315-336. *In* M. Willard & H. Tvedten (eds.). Small Animal Clinical Diagnosis by Laboratory Methods. Elsevier Saunders, Missouri, USA.

Larone, D.H. 2011. Medically Important Fungi. ASM Press, Washington, DC, USA.

Larsson, C.E., M.A. Gonçalvez, V.C. Araujo, M.L. Dagli & C. Fava. 1989. Esporotricosis felina: Aspectos clínicos e zoonóticos. Rev. Inst. Med. Trop. Sao Paulo. 31:351-358.

- Lee Gross, T., P.J. Ihrke, E.J. Walder & V.K. Affolter. 2005. Diseases of the Dermis. p. 298-301. *In* T. Lee Gross, P.J. Ihrke, E.J. Walder & V.K. Walder (eds.). *Skin Diseases of the Dog and Cat*. Blackwell Publishing, Oxford, UK.
- Little, S. 2012. *The Cat: Clinical Medicine and Management*. Elsevier Saunders, Missouri, USA.
- Little, S. 2016. ¿Cómo incrementar el número de visitas con la creación de programas preventivos para gatos?. XI Southern European Veterinary Conference, Granada, España. Oct. 20-22.
- Lizarazo, J. y E. Castañeda. 2012. Consideraciones sobre la criptococosis en los pacientes con SIDA. *Infectio*. 16:94-99.
- Lloret, A., C. Sengarra Martínez & M. Bosque Vall. 1998. *Microsporium canis*: características y diagnóstico [en línea]. Sociedad Española de Enfermedades Infecciosas y Microbiología Clínica, Madrid, España. <https://www.seimc.org> (Consulta: 22 ene. 2015).

- López-Romero, E., M.R. Reyes-Montes, A. Pérez Torres, E. Ruiz-Baca, J. Villagómez-Castro, H.M. Mora-Montes, A. Flores-Carreón & C. Toriello. 2011. *Sporothrix schenckii* complex and sporotrichosis, an emerging health problem. *Future Microbiol.* 6(1), 85-102.
- López-Villaescusa, M., M.L. Rodríguez-Vasquez, & M.E. Gómez-Sánchez. 2013. Lesión anular de crecimiento centrífugo. *Semergen.* 41(2):116-117.
- Machicote-Goth, G. 2011. *Dermatología canina y felina: Manuales clínicos por especialidades.* Servet Editorial, España.
- Mancianti, F., S. Nardoni; M. Corazza, P. D'Achille & C. Ponticelli. 2003. Environmental detection of *Microsporium canis* arthrospores in the households of infected cats and dogs. *J. Feline Med. Surg.* 5:323-328.
- Mariat, F. & C. Adam-Campos. 1967. La technique du carré du tapis, method simple de prélevement dans les mycoses superficielles. *Ann. Inst. Pasteur.* 113:666-668.
- Marimon, R., J. Gené, J. Cano, L. Trilles, M. Dos Santos & J. Guarro. 2006. Molecular Phylogeny of *Sporothrix schenckii*. *J. Clin. Microbiol.* 44 (9): 251-3256.

- Marimon, R., J. Cano, J. Gené, D.A. Sutton, M. Kawasaki & J. Guarro. 2007. *Sporothrix brasiliensis*, *S. globosa*, and *S. mexicana*, three new *Sporothrix* species of clinical interest. *J. Clin. Microbiol.* 45 (10): 3198-3206.
- McVey, S., M. Kennedy & M.M. Chengappa. 2013. *Veterinary Microbiology*. 3<sup>rd</sup> ed. Wiley-Blackwell, New Delhi, India.
- Mendoza, L., A.A. Alfaro y M. Peralta. 1983. Esporotricosis equina en Costa Rica. *Cienc. Vet.* 5 (2,3): 89-92.
- Miller, W.H., C.E. Griffin & D.W. Scott. 2012. Fungal Skin Diseases. p. 336- 507. *In* W.H. Miller, C.E. Griffin & D.W. Scott, (eds.). *Muller & Kirk's Small Animal Dermatology*. Saunders, Philadelphia, Pennsylvania, USA.
- Mochizuki, T., K. Takeda, M. Kawasaki, H. Tanabe & H. Ishizaki. 2005. The first isolation in Japan of *Trichophyton mentagrophytes* var. *erinacei* causing tinea manuum. *Int J Dermatol* 44:765-768.
- Moriello, K. 2014. Feline Dermatophytosis: Aspects pertinent to disease management in single and multiple cat situations. *J. Feline Med. Surg.* 16:419-431.

- Moriello, K., K. Coyner, S. Peterson & B. Mignon. 2017. Diagnosis and treatment of dermatophytosis in dogs and cats. *Vet Dermatol.* 28: 266-e68.
- Morrison, C.J. 2002. Laboratory Diagnosis of Fungal Infection in the Intensive Care Unit. p. 55-58. *In* R.A. Barnes & D.W. Warnock (eds.). *Fungal Infection in the Intensive Care Unit.* Springer Science Business Media, New York, USA.
- Murray, P.R., K.S. Rosenthal & M.A. Pfaller. 2016. *Medical Microbiology.* 8th ed. Elsevier Inc., Philadelphia, USA.
- Nogueira-Brilhante, R., A. Messias Rodrigues. J. J. Costa Sidrim. M.F. Gadelha Rocha, S.A. Pereira. I.D. Ferreira Gremiao, T.M. Pacheco Schubach & Z. Pires de Camargo. 2015. In vitro susceptibility of antifungal drugs against *Sporothrix brasiliensis* recovered from cats with sporotrichosis in Brazil. *Med. Mycol.* 00:1-5.
- Otárola, D., A. Urbina, A. Calderón y C. Solís. 2009. Estudio preliminar sobre la presencia de dermatofitos en felinos domésticos de San José y Heredia. XV Congreso Nacional de Medicina Veterinaria. Nov. 18-20. Colegio de Médicos Veterinarios de Costa Rica, Costa Rica.



- Pacheco-Schubach, T.M., A. de Oliveira Schubach, R.S. dos Reis, T. Cuzzi-Maya, T.C. Blanco, D.F. Monteiro, B.M. Barros, R. Brustein, R.M. Zancopé-Oliveira, P.C. Fialho Monteiro & B. Wanke. 2001. *Sporothrix schenckii* isolated from domestic cats with and without sporotrichosis in Rio de Janeiro, Brazil. *Mycopath.* 153:83-86.
- Paixão, G.C., M. Sidrim, M. Campos, N. Brilhante & G. Rocha. 2001. Dermatophytes and saprobe fungi isolated from dogs and cats in the city of Fortaleza, Brazil. *Arq. Bras. Med. Vet. Zootec.* 53(5):568-573.
- Pressler, B.M. 2012. Candidiasis and Rhodotulariosis. p. 666-671. *In* C. Greene, (ed.). *Infectious Diseases of the Dog and Cat.* 4<sup>th</sup> ed. Elsevier Saunders, Missouri, USA.
- Puigdevall, T, V. Ferrer, M. Buzzelli & A. Wolberg. 2013. III Congreso Nacional de AVEACA-Bs. As. [en línea]. Sept. 17-20. Asociación de Veterinarios Especializados en Animales de Compañía de Argentina, Argentina. [www.aveaca.org.ar](http://www.aveaca.org.ar) (consulta: 1 dic. 2014).
- Quinn, P.J., B.K. Markey, F.C. Leonard, P. Hartigan, S. Fanning & E.S. FitzPatrick. 2011. Mycology. p. 411-501. *In* P.J. Quinn, B.K. Markey, F.C. Leonard, P. Hartigan, S. Fanning & E.S. FitzPatrick, (eds.). *Veterinary Microbiology and Microbial Disease.* Wiley-Blackwell, Iowa, USA.

Rodríguez, J. 1992. Aspectos clínicos, epidemiológicos y ecológicos sobre 100 casos de esporotricosis en Costa Rica. *Rev. Cost. Cienc. Med.* 13 (3,4): 29-36.

Romero, A. 1948. La esporotricosis en Costa Rica. *Rev. Med.* 167:68-80.

Sanz, L. 2014. Edad del gato y su equivalencia con el hombre [en línea]. Instituto de Medicina Felina HV, Santiago, Chile.  
[http://www.hvs.cl/index.php?view=article&catid=4%3Aarticulos&id=46%3Aedad-del-gato-y-su-equivalencia-con-el-hombre&format=pdf&option=com\\_content&Itemid=8](http://www.hvs.cl/index.php?view=article&catid=4%3Aarticulos&id=46%3Aedad-del-gato-y-su-equivalencia-con-el-hombre&format=pdf&option=com_content&Itemid=8)  
(Consulta: 28 jul. 2016).

Sanz, L. 2015. Jornada de Medicina Felina. 15 de junio. VETIM S.A. San José, Costa Rica.

SEIMC (Sociedad Española de Enfermedades Infecciosas y Microbiología Clínica). 2006. Diagnóstico microbiológico de las micosis y estudios de sensibilidad a los antifúngicos. SEIMC, España.

Shakespeare, M. 2009. Introduction to Zoonoses. p. 1-24. *In* M. Shakespeare, (ed.). Zoonoses. Pharmaceutical Press, London, United Kingdom.

Sirois, M. 2007. Diagnostic Microbiology. p. 142-147. *In* C. Hendrix & M. Sirois, (eds.). Mosby Elsevier, Canada.

Silva Da Costa, B. 2015. Ocorrência de dermatofitoses em cães e gatos atendidos no hospital veterinário da Universidade de Brasília entre 2009 e 2014. Monografia apresentada para a conclusão do Curso de Medicina Veterinária da Faculdade de Agronomia e Medicina Veterinária da Universidade de Brasília. Universidade de Brasília, Brasil.

Tabor, R. 2003. Common Behavior Problems. p. 130. *In* R, Tabor, (ed.). Understanding Cat Behavior. David & Charles Limited, Ohio, USA.

Tewari, J. 2010. Veterinary Micology. p. 171-180. *In* R. Hudson, O. Nielsen, J. Bellamy & C. Stephen, (eds.). Veterinary Science: Encyclopedia of Life Support Systems. UNESCO, UK.

The Center for Food Security & Public Health, 2017. Dermatophytosis [en línea]: Ringworm, Tinea. The Center for Food Security & Public Health, Iowa, USA. <http://www.cfsph.iastate.edu/Factsheets/pdfs/dermatophytosis.pdf> (Consulta: 23 may. 2017).

The University of Adelaide. 2017. Dermatophytes. Mycology Online [en línea]. The University of Adelaide, Australia. <http://www.mycology.adelaide.edu.au/> (Consulta: 18 mar. 2017).

Weese, J.S. & M.B. Fulford. 2011. Fungal Diseases. p. 275-293. *In* J.S. Weese & M.B. Fulford, (eds.). Companion Animal Zoonoses. Wiley-Blackwell, Ames, Iowa, USA.

WHO (World Health Organization). 2015. Zoonoses [en línea]: Veterinary Public Health (VPH). WHO, Geneva, Switzerland. <http://www.who.int/zoonoses/vph/en/> (Consulta: 18 ene. 2015).

## 8. ANEXOS

### Anexo 1. Características generales de 123 gatos muestreados para estudio micológico

ID del estudio	Identificación	Sexo	Madurez sexual	Raza	Ambiente	Procedencia	Hallazgos clínicos / historia
1	<i>Vishnu</i>	Hembra	ND	SRD	Interno	San José	Gato sano. Vive en casa cuna.
2	<i>Osiri</i>	Hembra	ND	SRD	Interno	San José	Gato sano. Vive en casa cuna.
3	<i>Thor</i>	Macho	Cachorro	SRD	Interno	San José	Gato sano. Vive en casa cuna.
4	<i>Olivia</i>	Hembra	Cachorro	SRD	Interno	San José	Gato sano. Vive en casa cuna.
5	<i>Duquesita</i>	Hembra	ND	SRD	Mixto	San José	Gato sano. Vive en casa cuna.
6	<i>Polín</i>	Hembra	Joven	SRD	Interno	San José	Gato sano. Vive en casa cuna.
7	<i>Katsumoto</i>	Macho	Joven	SRD	Mixto	San José	Gato sano. Vive en casa cuna.
8	<i>Tina</i>	Hembra	ND	SRD	Mixto	San José	Gato sano. Vive en casa cuna.
9	<i>Valentino</i>	Macho	ND	SRD	Mixto	San José	Gato sano. Vive en casa cuna.
10	<i>Shiro</i>	Macho	Joven	SRD	Mixto	San José	Gato sano. Vive en casa cuna.
11	<i>Kairo</i>	Macho	Juvenil	SRD	Interno	San José	Gato sano.
12	<i>Kala</i>	Hembra	Joven	SRD	Interno	San José	Gato sano.
13	<i>Kiba</i>	Hembra	Joven	SRD	Interno	San José	Gato sano.
14	<i>Simba</i>	Hembra	ND	SRD	Interno	San José	Gato sano.
15	<i>Paquita</i>	Hembra	Cachorro	SRD	Interno	San José	Lesiones alopecicas costrosas en base de las orejas, con fácil desprendimiento del pelo.  Gata recién adoptada al momento de la toma de muestra.
16	<i>Oscar</i>	Macho	ND	SRD	Mixto	San José	Gato sano.

17	<i>César</i>	Macho	ND	SRD	Interno	San José	Gato sano.
18	<i>Moqueta Patata</i>	Hembra	Juvenil	SRD	Externo	San José	Gata recogida de la calle. Positiva a FIV.
19	<i>Mustang</i>	Macho	ND	SRD	Mixto	Alajuela	Gato sano.
20	<i>Lamborgini</i>	Macho	ND	SRD	Mixto	Alajuela	Gato sano.
21	<i>Cacahuate</i>	Hembra	ND	SRD	Mixto	Alajuela	Gato sano.
22	<i>Yiyo</i>	Macho	Adulto mayor	SRD	Mixto	Alajuela	Lesión principal en nariz y algunas en orejas: ulcerativas, anteriormente exudativas, alopecicas, nodulares.
23	<i>Heiky</i>	Hembra	Joven	Persa	ND	Alajuela	Lesiones generalizadas.
24	<i>Tito Robles</i>	Macho	ND	SRD	ND	San José	Lesiones costrosas en cuerpo.
25	<i>Adrián</i>	Macho	Joven	SRD	Mixto	San José	Gato sano.
26	<i>Huguiberto Fabián</i>	Macho	Cachorro	SRD	Mixto	San José	Gato sano.
27	<i>Kiwi</i>	Hembra	Maduro	SRD	Interno	San José	Gato sano.
28	<i>Mia</i>	Hembra	Joven	Persa	Mixto	San José	Gato sano.
29	<i>Medias</i>	Macho	Cachorro	SRD	Mixto	San José	Gato sano.
30	<i>Michín</i>	Macho	Maduro	SRD	ND	Alajuela	Lesiones alopecicas en cuerpo.
31	<i>Fluffy</i>	Hembra	Maduro	Persa	Interno	San José	Control por dermatofitos. Presentó varios episodios de dermatofitosis por <i>M. canis</i> .  Presencia de lesiones alopecicas generalizadas.
32	<i>Lulú</i>	Hembra	Juvenil	SRD	Interno	San José	Control por <i>M. canis</i> . Aún presenta algunas lesiones generalizadas.
33	<i>Nina</i>	Hembra	Adulto mayor	SRD	Interno	San José	Gato sano
34	<i>Dai Dai</i>	Hembra	Geriatra	SRD	Interno	San José	Gato sano
35	<i>Penélope</i>	Hembra	Joven	SRD	Interno	San José	Gato sano
36	<i>Delincuente</i>	Macho	Joven	SRD	Mixto	San José	Gato sano
37	<i>Gandalf</i>	Macho	Juvenil	SRD	Mixto	San José	Gato sano
38	<i>Tito Sabater</i>	Macho	Adulto mayor	SRD	Mixto	San José	Gato sano
39	<i>Atila</i>	Hembra	Maduro	SRD	Mixto	San José	Gato sano

40	<i>Picasso</i>	Macho	Adulto mayor	SRD	Mixto	San José	Enfermedad hepática. Hospitalizado al momento del muestreo.
41	<i>Baguira</i>	Hembra	ND	SRD	Mixto	Heredia	Gato sano.
42	<i>B&amp;G</i>	Macho	Juvenil	SRD	Externo	San José	Gato rescatado de la calle, positivo a FIV.
43	<i>B&amp;N</i>	Hembra	Juvenil	SRD	Interno	San José	Gato sano. Vive en clínica veterinaria temporalmente.
44	<i>Bebé</i>	Macho	Cachorro	SRD	Interno	San José	Gato sano. Vive en clínica veterinaria temporalmente.
45	<i>ND</i>	Hembra	ND	SRD	Interno	San José	Gato sano
46	<i>ND</i>	Hembra	ND	Persa	Interno	San José	Gato sano
47	<i>Chingo</i>	Macho	ND	SRD	ND	San José	Gato internado por cuadro gastrointestinal y deshidratación al momento del muestreo.
48	<i>André</i>	Macho	ND	SRD	ND	San José	Gato sano.
49	<i>Abby</i>	Hembra	Cachorro	Persa	Interno	San José	Anteriormente positiva a dermatofitos.
50	<i>ND</i>	Macho	Joven	SRD	ND	Puntarenas	Rinorrea crónica.
51	<i>ND</i>	Macho	Juvenil	SRD	Interno	San José	Lesiones alopecicas principalmente en orejas. Vive con gato No. 52.
52	<i>ND</i>	Hembra	Cachorro	SRD	Externo	San José	Gata recogida de la calle. Lesiones costrosas, alopecicas generalizadas. Vive con gato No. 51.
53	<i>ND</i>	Macho	ND	SRD	Interno	Heredia	Vive en refugio.
54	<i>ND</i>	Hembra	Cachorro	SRD	Interno	Heredia	Vive en refugio.
55	<i>ND</i>	Macho	ND	SRD	Interno	Heredia	Vive en refugio.
56	<i>ND</i>	Hembra	ND	SRD	Interno	Heredia	Vive en refugio.
57	<i>ND</i>	Hembra	ND	SRD	Interno	Heredia	Vive en refugio.
58	<i>ND</i>	Macho	ND	SRD	Interno	Heredia	Vive en refugio. Lesión alopecica supurativa en MAI, rinorrea mucopurulenta y presencia de estornudos.
59	<i>Petit Pois</i>	Hembra	Cachorro	SRD	Externo	San José	Gata recogida de la calle. Lesión

							alopécica, eritematosa en MAD.
60	<i>Goya</i>	Macho	ND	SRD	ND	San José	Gato sano.
61	<i>Jefe</i>	Macho	Juvenil	Persa	Interno	San José	Lesión plana ulcerada en cavidad bucal, labio superior.
62	<i>Julieta</i>	Hembra	Maduro	SRD	Mixto	Heredia	Lesión ulcerativa no pruriginosa en miembro posterior derecho.
63	<i>Rubén</i>	Macho	Joven	SRD	Mixto	Heredia	Gato sano.
64	<i>Manchas</i>	Macho	Joven	SRD	Mixto	Heredia	Gato sano.
65	<i>Diabo</i>	Macho	Maduro	SRD	Mixto	Heredia	Gato sano.
66	<i>Vito</i>	Macho	ND	SRD	Mixto	Heredia	Gato sano.
67	<i>ND</i>	Hembra	Joven	SRD	Interno	Alajuela	Lesión supurativa, descamativa en plano nasal. Vive en refugio.
68	<i>ND</i>	Macho	Juvenil	SRD	Interno	Alajuela	Gato sano. Vive en refugio.
69	<i>ND</i>	Macho	Juvenil	SRD	Interno	Alajuela	Gato sano. Vive en refugio.
70	<i>ND</i>	Macho	Joven	SRD	Interno	Alajuela	Gato sano. Vive en refugio.
71	<i>ND</i>	Macho	Joven	SRD	Interno	Alajuela	Gato sano. Vive en refugio.
72	<i>ND</i>	Macho	Joven	SRD	Interno	Alajuela	Gato sano. Vive en refugio.
73	<i>ND</i>	Macho	ND	SRD	Interno	Alajuela	Gato sano. Vive en refugio.
74	<i>ND</i>	Macho	Juvenil	SRD	Interno	Alajuela	Gato sano. Vive en refugio.
75	<i>Chelsea</i>	Hembra	Joven	SRD	Mixto	San José	Gato sano.
76	<i>Shaka</i>	Macho	Cachorro	SRD	Mixto	San José	Gato sano.
77	<i>Charlie</i>	Macho	Joven	SRD	Mixto	San José	En tratamiento por dermatofitosis al momento de la toma de muestra (griseofulvina presentación tópica).
78	<i>Dina</i>	Hembra	ND	SRD	Mixto	San José	Gato sano.
79	<i>Agora</i>	Hembra	Cachorro	SRD	Mixto	San José	Gato recién adoptado. Lesión alopecica, ligeramente eritematosa en abdomen.
80	<i>Molly</i>	Hembra	Juvenil	SRD	Mixto	Heredia	Gato sano.
81	<i>Ramoncito</i>	Macho	Cachorro	SRD	Interno	San José	Lesiones alopecicas en miembros



							posteriores y abdomen, lesiones costrosas en nariz, mentón, cuello. Ausencia de prurito.
82	<i>Rescue</i>	Macho	ND	SRD	Externo	San José	Gato recogido de la calle. Lesiones alopecicas en cabeza, con grano en el centro de la misma, más características de pelea con otros gatos.
83	<i>ND</i>	Macho	Joven	SRD	Interno	Puntarenas	Vive en un refugio, en contacto directo con otros gatos, sin contacto con el exterior.
84	<i>ND</i>	Hembra	ND	SRD	Interno	Puntarenas	Vive en un refugio, en contacto directo con otros gatos, sin contacto con el exterior.
85	<i>ND</i>	Macho	Maduro	SRD	Interno	Puntarenas	Vive en un refugio, en contacto directo con otros gatos, sin contacto con el exterior.  Lesión ulcerativa en abdomen.
86	<i>ND</i>	Macho	ND	SRD	Interno	Puntarenas	Vive en un refugio, en contacto directo con otros gatos, sin contacto con el exterior.

87	<i>ND</i>	Macho	ND	SRD	Interno	Puntarenas	Vive en un refugio, en contacto directo con otros gatos, sin contacto con el exterior.
88	<i>ND</i>	Macho	Cachorro	SRD	Interno	Puntarenas	Vive en un refugio, en contacto directo con otros gatos, sin contacto con el exterior.
89	<i>ND</i>	Hembra	Cachorro	SRD	Interno	Puntarenas	Vive en un refugio, en contacto directo con otros gatos, sin contacto con el exterior.
90	<i>ND</i>	Macho	Juvenil	SRD	Interno	Puntarenas	Vive en un refugio, en contacto directo con otros gatos, sin contacto con el exterior.
91	<i>ND</i>	Macho	Adulto mayor	SRD	Interno	Puntarenas	Vive en un refugio, en contacto directo con otros gatos, sin contacto con el exterior.  Positivo a FIV.
92	<i>Tasha</i>	Hembra	Joven	SRD	Interno	San José	Lesiones alopécicas generalizadas.
93	<i>Tom</i>	Macho	Joven	SRD	Interno	San José	Lesiones costrosas generalizadas.
94	<i>Gatito</i>	Macho	Maduro	SRD	ND	San José	Gato internado por causas desconocidas al momento de la toma de muestras.
95	<i>ND</i>	Macho	Cachorro	SRD	ND	Alajuela	Lesiones alopécicas en cara y cuerpo. Vive temporalmente en clínica veterinaria.
96	<i>ND</i>	Hembra	Cachorro	SRD	ND	Alajuela	Gato sano. Vive temporalmente en clínica veterinaria.
97	<i>ND</i>	Macho	Cachorro	SRD	ND	Alajuela	Lesiones alopécicas y costrosas generalizadas. Vive temporalmente en clínica veterinaria.
98	<i>Rafael</i>	Macho	Cachorro	SRD	Interno	San José	Lesiones alopécicas generalizadas.

99	<i>Divina</i>	Hembra	ND	SRD	Interno	San José	Lesiones alopécicas generalizadas.
100	<i>ND</i>	Macho	Cachorro	SRD	Interno	Alajuela	Lesiones alopécicas generalizadas. Vive temporalmente en clínica veterinaria.
101	<i>ND</i>	Hembra	Cachorro	SRD	Interno	Alajuela	Gato sano. Vive temporalmente en clínica veterinaria.
102	<i>Missy</i>	Hembra	Joven	SRD	Mixto	Alajuela	Lesiones alopécicas generalizadas. Anteriormente lesiones ulcerativas contaminadas. ERC. Gata alérgica.  Varios tratamientos, entre los cuales destacan el shampoo de clorhexidina y dosis del antibiótico cefovecin sódico (Convenia®).  Muestras anteriores negativos por dermatofitos.
103	<i>Elenita</i>	Hembra	Juvenil	SRD	Interno	Heredia	Gato sano. Vive temporalmente en hospital veterinario.
104	<i>Pepe</i>	Macho	Joven	SRD	Externo	Cartago	Gato callejero sin alteraciones evidentes.
105	<i>Minnie</i>	Hembra	Juvenil	SRD	Interno	San José	Gato sano.
106	<i>Baby Girl</i>	Hembra	Juvenil	SRD	Interno	San José	Lesiones costrosas en orejas.
107	<i>Minilu</i>	Hembra	Cachorro	SRD	Interno	San José	Gato sano.
108	<i>Mila</i>	Hembra	Adulto mayor	SRD	Interno	San José	Gato sano.
109	<i>Coco</i>	Hembra	Juvenil	SRD	Interno	San José	Gato sano.
110	<i>Misi Misingo</i>	Macho	Juvenil	SRD	Mixto	Guanacaste	Gato sano.
111	<i>Lío José</i>	Macho	Joven	SRD	Mixto	Guanacaste	Gato sano.
112	<i>Erza María</i>	Hembra	Joven	SRD	Mixto	Guanacaste	Gato sano.
113	<i>Princesa</i>	Hembra	Juvenil	SRD	Mixto	Cartago	Gato sano.
114	<i>Claudia Patricia</i>	Hembra	Juvenil	SRD	Mixto	Cartago	Gato sano.
115	<i>Rayitas</i>	Macho	Juvenil	SRD	Mixto	Cartago	Lesión alopécica en cuello, de alrededor de 2 cm de diámetro.
116	<i>Abril</i>	Hembra	Juvenil	SRD	Mixto	Cartago	Gato sano.

117	<i>Bolita</i>	Hembra	Juvenil	SRD	Mixto	Cartago	Gato sano.
118	<i>Maya</i>	Hembra	Juvenil	SRD	Interno	San José	Gato sano.
119	<i>Isis</i>	Hembra	Cachorro	SRD	Interno	San José	Gato sano.
120	<i>Sofía</i>	Hembra	Joven	SRD	Mixto	Limón	Lesiones alopecicas de cintura hacia caudal, principalmente glúteos.  Las lesiones han empeorado y en muestras anteriores no se ha reportado dermatofitosis. Prurito ausente.
121	<i>Negra</i>	Hembra	Maduro	SRD	Mixto	Limón	Gato sano, en contacto con otros gatos con presencia de lesiones.
122	<i>Pancake</i>	Macho	Maduro	SRD	Mixto	Limón	Lesiones alopecicas de cintura hacia caudal, principalmente glúteos.
123	<i>Muri</i>	Macho	Joven	SRD	Mixto	Limón	Lesiones alopecicas de cintura hacia caudal, incluyendo cola y principalmente en glúteos.

\*Cachorro (0-6 meses), Juvenil (7 meses - 2 años), Joven (3-6 años), Maduro (7-10 años), Adulto mayor (11-14 años), Geriatria ( $\geq 15$  años).

**Anexo 2.** Cuestionario para la recolección de muestras

Fecha: \_\_\_\_\_



UNIVERSIDAD NACIONAL  
 FACULTAD DE CIENCIAS DE LA SALUD  
 ESCUELA DE MEDICINA VETERINARIA  
 LABORATORIO DE MICOLOGÍA



**Abordaje clínico y de laboratorio de felinos domésticos de Costa Rica para la  
 identificación de agentes micóticos**

**Información del propietario**

<b>Nombre:</b>	<b>Procedencia:</b>
<b>Edad:</b>	<b>Correo electrónico:</b>

1. ¿Le han diagnosticado en algún momento hongos en la piel?

( ) SI: ¿Cuál? \_\_\_\_\_

( ) NO

2. ¿Ha presentado lesiones cutáneas similares a las de las fotos?

SI: ¿En qué sitio? \_\_\_\_\_

Similares a la foto No.1 ( ) No.2 ( ) No.3 ( ) No.4 ( ) No.5 ( )

NO

3. ¿Lo ha arañado / mordido alguno de sus gatos?

SI

NO

4. Si lo ha arañado/mordido alguno de sus gatos, ¿en cuánto tiempo, aproximadamente, le han sanado las lesiones?

1 semana

1-4 semanas

Más de 4 semanas

Tiene lesiones actualmente: ¿Hace cuánto aproximadamente? \_\_\_\_\_

5. ¿Suele usted realizar labores en el jardín, tener contacto con tierra, madera y/o vegetación?

SI

NO

### Información de la(s) mascota(s)

<b>1. Nombre:</b>	<b>Ambiente:</b> Interno ( ) Externo ( ) Mixto ( )	<b>Género:</b> ( ) Macho
<b>Numeración:</b>	<b>Edad:</b>	( ) Hembra
<b>2. Nombre:</b>	<b>Ambiente:</b> Interno ( ) Externo ( ) Mixto ( )	<b>Género:</b> ( ) Macho
<b>Numeración:</b>	<b>Edad:</b>	( ) Hembra
<b>3. Nombre:</b>	<b>Ambiente:</b> Interno ( ) Externo ( ) Mixto ( )	<b>Género:</b> ( ) Macho
<b>Numeración:</b>	<b>Edad:</b>	( ) Hembra
<b>4. Nombre:</b>	<b>Ambiente:</b> Interno ( ) Externo ( ) Mixto ( )	<b>Género:</b> ( ) Macho
<b>Numeración:</b>	<b>Edad:</b>	( ) Hembra
<b>5. Nombre:</b>	<b>Ambiente:</b> Interno ( ) Externo ( ) Mixto ( )	<b>Género:</b> ( ) Macho
<b>Numeración:</b>	<b>Edad:</b>	( ) Hembra

**Interno** (NO sale de la casa)    **Externo** (vive FUERA de la casa)    **Mixto** (entra y sale de la casa)

1. ¿Alguna de sus mascotas ha presentado lesiones cutáneas similares a las de las fotos?

( ) SI    ¿En qué sitio? \_\_\_\_\_

Similares a la foto No.1 ( ) No.2 ( ) No.3 ( ) No.4 ( ) No.5 ( )

( ) NO

2. De haber presentado lesiones cutáneas similares, ¿cómo se las ha tratado?

3. ¿Sus gatos se encuentran en contacto con otros animales?

SI: ¿Cuál (es)? \_\_\_\_\_

NO

¡Muchas gracias por su colaboración!

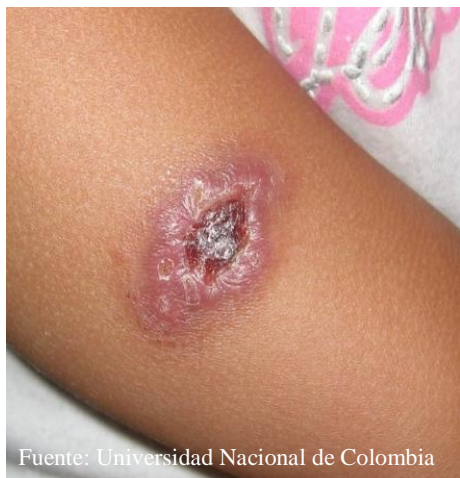


Próximamente enviaremos los resultados obtenidos a su dirección de correo electrónico.



**Anexo 3.** Fotos ilustrativas incluidas en el cuestionario para recolección de muestras

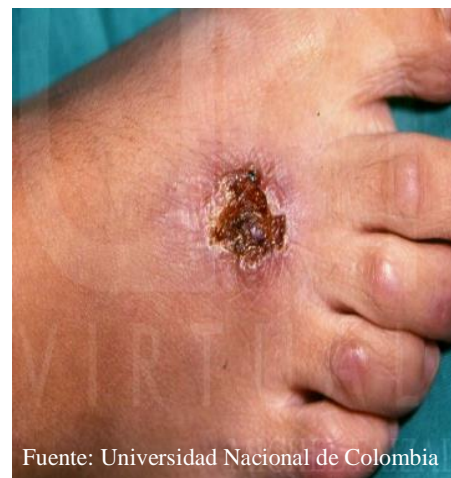
1



2



3



4



5



**Anexo 3.** Fotos ilustrativas incluidas en el cuestionario para recolección de muestras (cont.)

1



2



3



4



5



**Anexo 4.** Hoja de consentimiento del propietario

Fecha: \_\_\_\_\_



UNIVERSIDAD NACIONAL  
FACULTAD DE CIENCIAS DE LA SALUD  
ESCUELA DE MEDICINA VETERINARIA  
LABORATORIO DE MICOLOGÍA



**Abordaje clínico y de laboratorio de felinos domésticos de Costa Rica para la  
identificación de agentes micóticos**

---

Yo \_\_\_\_\_, por medio de este documento autorizo la realización de toma de muestras de la cavidad oral, recorte de uñas y muestreo por medio de moqueta del pelambre de mi mascota para la identificación de agentes micóticos de carácter zoonótico. Se me ha explicado en qué consiste el estudio, así como los beneficios que envuelve.

Firma: \_\_\_\_\_

Número de cédula: \_\_\_\_\_



## Anexo 5. Brochure informativo sobre micosis de transmisión zoonótica



### ¿Sabías que ...?

- El riesgo de que contraigas las enfermedades anteriormente mencionadas es **bajo** si mantienes buenas costumbres de higiene y mantienes a tus mascotas saludables.
- Tanto la dermatofitosis como la esporotricosis tienen cura. Entre más oportuno su diagnóstico y tratamiento, más rápida su recuperación.
- Además, con un adecuado diagnóstico, control y tratamiento de estas enfermedades, así como las visitas regulares al Médico Veterinario, **NO** debes deshacerte de tus mascotas.



**UNA**  
UNIVERSIDAD  
NACIONAL  
COSTA RICA

Para más información:

Laboratorio de Micología, UNA

Teléfono: (506) 2562 4563

Correo: micologiauna@gmail.com

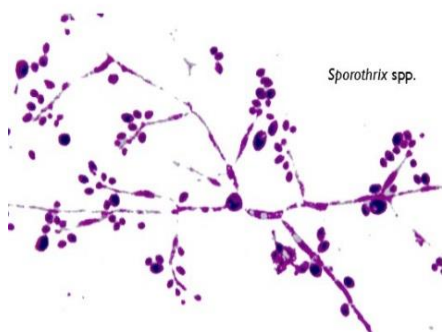
Blog: micologiauna.blogspot.com

doinasolls@gmail.com

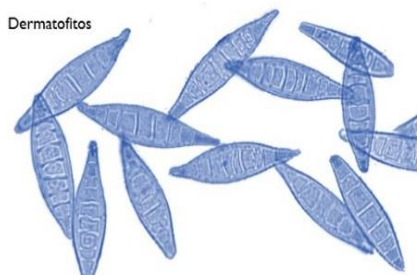


**Hongos transmisibles de  
gatos a personas:**

*Dermatofitos  
y  
Sporothrix spp.*



Dermatofitos



## Anexo 5. Brochure informativo sobre micosis de transmisión zoonótica (cont.)

### ¿Qué es una enfermedad de transmisión zoonótica?



Corresponde a toda enfermedad o infección que se transmite en forma natural de los animales al ser humano y puede ser causada por bacterias, hongos, parásitos, virus y/u otros.

### ¿Cómo se transmite una enfermedad zoonótica?

Una persona puede adquirir una enfermedad zoonótica de forma **directa**, por contacto con un animal, ya sea sano o enfermo, a través de rasguños o mordeduras, o al entrar en contacto con su saliva, sangre, heces, orina y/o pelo; o de forma **indirecta**, por medio de superficies/objetos que estén contaminados.

### ¿Cómo se detecta y se cura una enfermedad zoonótica?

El diagnóstico debe ser realizado por médicos humanos y/o veterinarios, a través de pruebas de laboratorio. El tratamiento depende del microorganismo que cause la enfermedad.



### ¿Qué son la dermatofitosis y la esporotricosis?

Son enfermedades causadas por hongos las cuales pueden ser transmitidas de animales, como los gatos, ya sean sanos o enfermos, a los seres humanos.

### ¿Qué lesiones causan los dermatofitos en humanos?



### ¿Qué lesiones causan los dermatofitos en gatos?



Imágenes tomadas de internet & Laboratorio Micología, UNA

### ¿Qué lesiones causa *Sporothrix* spp. en humanos?



### ¿Qué lesiones causa *Sporothrix* spp. en gatos?



¡**CUIDE** a su mascota!

Programe revisiones regulares con su Médico Veterinario.

## Anexo 6. Principales lesiones identificadas en los gatos evaluados



A



B

A) Lesiones elevadas apruríticas en el plano nasal de felino macho SRD de alrededor de 10 años de edad (ausencia de dermatofitos). B) Lesiones alopécicas, planas, eritematosas, costrosas, pruriginosas generalizadas en felino hembra de 3.5 años de edad (Dx: *M. canis*).



C



D

C) Lesión ulcerativa localizada en abdomen de felino macho adulto. En la impronta se observaron abundantes bacterias y polimorfonucleares. D) Lesión ulcerativa no pruriginosa en miembro posterior de felino hembra de 8 años de edad (Dx: complejo granuloma eosinofílico felino).

**Anexo 7.** Resultados de exámenes directos y cultivos de muestras de 123 gatos

<b>ID del estudio</b>	<b>Tipo de Muestra</b>	<b>Resultados Examen Directo</b>	<b>Medio Utilizado</b>	<b>Resultados</b>
1	Hisopado de cavidad oral	NSR	Myc	Negativo
	Moqueta pelambre	NSR	Myc	<i>Neosartorya</i> spp. 1 ufc, <i>Aspergillus</i> spp. 1 ufc.
	Uñas miembros anteriores	NSR	Myc	<i>Trichosporon</i> spp. 1 ufc,
	Uñas miembros posteriores	NSR	Myc	<i>Neosartorya</i> spp. 1 ufc, A. sección <i>Versicolores</i> 1 ufc.
2	Hisopado de cavidad oral	NSR	Myc	Negativo
	Moqueta pelambre	NSR	Myc	<i>Neosartorya</i> spp., 1 ufc, Hongo fuliginoso 2 ufc, <i>Penicillium</i> spp. 1 ufc.
	Uñas miembros anteriores	NSR	Myc	Negativo
	Uñas miembros posteriores	NSR	Myc	<i>Neosartorya</i> spp. 1 ufc, A. sección <i>Versicolores</i> 1 ufc, Hongo Hialino 1 ufc.
3	Hisopado de cavidad oral	NSR	Myc	Negativo
	Moqueta pelambre	NSR	Myc	<i>Aspergillus</i> spp. 1 ufc, <i>Penicillium</i> spp. 1 ufc, <i>Trichosporon</i> spp. 1 ufc, Hongo hialino 1 ufc.
	Uñas miembros anteriores	NSR	Myc	Negativo
	Uñas miembros posteriores	NSR	Myc	<i>Scopulariopsis</i> spp. 1 ufc, <i>T. purpurogenum</i> 1 ufc.
4	Hisopado de cavidad oral	NSR	Myc	Negativo

	Moqueta pelambre	NSR	Myc	Hongo fuliginoso 1 ufc, Hongo hialino 1 ufc, <i>Scopulariopsis</i> spp. 1 ufc.
	Uñas miembros anteriores	NSR	Myc	Hongo hialino 1 ufc, <i>A. sección Versicolores</i> 1 ufc.
	Uñas miembros posteriores	NSR	Myc	<i>A. sección Versicolores</i> 2 ufc, <i>Trichosporon</i> spp. 2 ufc, <i>Sporotrichum</i> spp. 4 ufc.
			APD	<i>Sporotrichum</i> spp. 1 ufc.
5	Hisopado de cavidad oral	NSR	Myc	Negativo
	Moqueta pelambre	NSR	Myc	Hongo hialino 2 ufc, <i>A. sección Versicolores</i> 3 ufc.
	Uñas miembros anteriores	NSR	Myc	Hongo hialino 2 ufc.
	Uñas miembros posteriores	NSR	Myc	<i>A. sección Versicolores</i> 2 ufc, <i>Scopulariopsis</i> spp. 1 ufc, <i>Trichosporon</i> spp. 2 ufc.
6	Hisopado de cavidad oral	NSR	Myc	Negativo
	Moqueta pelambre	NSR	Myc	<i>Penicillium</i> spp. 1 ufc, Hongo hialino 1 ufc, <i>Scopulariopsis</i> spp. 2 ufc.
	Uñas miembros anteriores	NSR	Myc	<i>A. sección Versicolores</i> 2 ufc.
	Uñas miembros posteriores	NSR	Myc	Hongo hialino 1 ufc, <i>M. gypseum</i> 1 ufc, <i>Acremonium</i> spp. 1 ufc.
7	Hisopado de cavidad oral	NSR	Myc	Negativo
	Moqueta pelambre	NSR	Myc	Hongo fuliginoso incontables ufc.



	Uñas miembros anteriores	NSR	Myc	Hongo hialino 4 ufc, <i>Penicillium</i> spp. 1 ufc,
	Uñas miembros posteriores	NSR	Myc	<i>P. lilacinum</i> 1 ufc, <i>P. hirsutum</i> 1 ufc, Hongo fuliginoso 2 ufc.
8	Hisopado de cavidad oral	NSR	Myc	Negativo
	Moqueta pelambre	NSR	Myc	Hongo fuliginoso 7 ufc, Mucoral 1 ufc.
	Uñas miembros anteriores	NSR	Myc	Negativo
	Uñas miembros posteriores	NSR	Myc	A. sección <i>Versicolores</i> 1 ufc, <i>Chaetomium</i> spp. 1 ufc,
9	Hisopado de cavidad oral	NSR	Myc	Negativo
	Moqueta pelambre	NSR	Myc	Hongo fuliginoso 2 ufc, <i>Penicillium</i> spp. 1 ufc.
	Uñas miembros anteriores	NSR	Myc	Hongo hialino 1 ufc, Hongo fuliginoso 2 ufc.
	Uñas miembros posteriores	NSR	Myc	Hongo fuliginoso 5 ufc, A. sección <i>Candidi</i> 1 ufc.
10	Hisopado de cavidad oral	NSR	Myc	Negativo
	Moqueta pelambre	NSR	Myc	Hongo fuliginoso 6 ufc, <i>Trichosporon</i> spp. 2 ufc.
	Uñas miembros anteriores	NSR	Myc	<i>Trichosporon</i> spp. 3 ufc, <i>Neosartorya</i> spp. 1 ufc, <i>Scopulariopsis</i> spp. 1 ufc.
	Uñas miembros posteriores	NSR	Myc	<i>Trichosporon</i> spp. 2 ufc, Hongo fuliginoso 1 ufc, <i>Aspergillus</i> spp. 1 ufc.

11	Hisopado de cavidad oral	NSR	Myc	Negativo
	Moqueta pelambre	NSR	Myc	Hongo fuliginoso 7 ufc.
	Uñas miembros anteriores	NSR	Myc	<i>Trichosporon</i> spp. 1 ufc, Hongo hialino 5 ufc, Hongo fuliginoso 3 ufc.
	Uñas miembros posteriores	NSR	Myc	A. sección <i>Versicolores</i> 3 ufc, <i>Trichosporon</i> spp. 2 ufc.
12	Hisopado de cavidad oral	NSR	Myc	Negativo
	Moqueta pelambre	NSR	Myc	Hongo fuliginoso 1 ufc.
	Uñas miembros anteriores	NSR	Myc APD	<i>Trichosporon</i> spp. 1 ufc. <i>Trichosporon</i> spp. 1 ufc.
	Uñas miembros posteriores	NSR	Myc	Negativo
13	Hisopado de cavidad oral	NSR	Myc	Negativo
	Moqueta pelambre	NSR	Myc	<i>Penicillium</i> spp. 1 ufc, Levadura 1 ufc.
	Uñas miembros anteriores	NSR	Myc	Negativo
	Uñas miembros posteriores	NSR	Myc	<i>Penicillium</i> spp. 1 ufc.
14	Hisopado de cavidad oral	NSR	Myc	Negativo
	Moqueta pelambre	NSR	Myc	Hongo fuliginoso 2 ufc, <i>Trichosporon</i> spp. 1 ufc, Hongo hialino 1 ufc, A. sección <i>Versicolores</i> 1 ufc.

	Uñas miembros anteriores	NSR	Myc	<i>Aspergillus</i> spp. 1 ufc.
	Uñas miembros posteriores	NSR	Myc	Hongo hialino 1 ufc.
15	Hisopado de cavidad oral	NSR	Myc	<i>M. canis</i> 4 ufc.
	Moqueta pelambre	NSR	Myc	<i>M. canis</i> 34 ufc.
	Raspado de lesiones	Positivo por dermatofitos	Myc	<i>M. canis</i> 6 ufc.
	Uñas miembros anteriores	NSR	Myc	<i>M. canis</i> 6 ufc.
	Uñas miembros posteriores	NSR	Myc	<i>M. canis</i> 6 ufc.
16	Hisopado de cavidad oral	NSR	Myc	Negativo
	Moqueta pelambre	NSR	Myc	Hongo fuliginoso 3 ufc, Hongo hialino 1 ufc, <i>Rhodotorula</i> spp. 1 ufc.
	Uñas miembros anteriores	NSR	Myc	Hongo hialino 2 ufc, <i>Penicillium</i> spp. 3 ufc, Hongo fuliginoso 3 ufc, <i>Doratomyces</i> spp. 1 ufc.
	Uñas miembros posteriores	NSR	Myc	Hongo fuliginoso 4 ufc.
17	Hisopado de cavidad oral	NSR	Myc	Negativo
	Moqueta pelambre	NSR	Myc	Hongo fuliginoso 2 ufc, Levadura 1 ufc.
	Uñas miembros anteriores	NSR	Myc	<i>Penicillium</i> spp. 1 ufc, <i>Scopulariopsis</i> spp. 1 ufc, <i>A. sección Terrei</i> 1 ufc.
	Uñas miembros posteriores	NSR	Myc	Hongo fuliginoso 1 ufc.
18	Hisopado de cavidad oral	NSR	Myc	<i>C. albicans</i> 21 ufc.

	Moqueta pelambre	NSR	Myc	Hongo fuliginoso 3 ufc, <i>Rhodotorula</i> spp. 1 ufc.
	Uñas miembros anteriores	NSR	Myc	<i>Penicillium</i> spp. 1 ufc, <i>Aspergillus</i> spp. 1 ufc, <i>Rhodotorula</i> spp. 1 ufc.
	Uñas miembros posteriores	NSR	Myc	Hongo fuliginoso 2 ufc, <i>Penicillium</i> spp. 4 ufc.
19	Hisopado de cavidad oral	NSR	Myc	Negativo
	Moqueta pelambre	NSR	Myc	Hongo fuliginoso 6 ufc.
	Uñas miembros anteriores	NSR	Myc	Negativo
	Uñas miembros posteriores	NSR	Myc	Hongo fuliginoso 2 ufc.
20	Hisopado de cavidad oral	NSR	Myc	Negativo
	Moqueta pelambre	NSR	Myc	Hongo fuliginoso 8 ufc, <i>Penicillium</i> spp. 1 ufc.
	Uñas miembros anteriores	NSR	Myc	Hongo fuliginoso 2 ufc.
	Uñas miembros posteriores	NSR	Myc	Hongo fuliginoso 4 ufc.
21	Hisopado de cavidad oral	NSR	Myc	Negativo
	Moqueta pelambre	NSR	Myc	Hongo fuliginoso 11 ufc, <i>Penicillium</i> spp. 1.
	Uñas miembros anteriores	NSR	Myc	<i>Penicillium</i> 1 ufc, Hongo fuliginoso 2 ufc, <i>Verticillium</i> spp. 1 ufc.
	Uñas miembros posteriores	NSR	Myc	Hongo fuliginoso 2 ufc, <i>Penicillium</i> spp. 1 ufc.
22	Hisopado de cavidad oral	NSR	Myc	Negativo

	Moqueta pelambre	NSR	Myc APD	Hongo fuliginoso incontables ufc, Hongo hialino 2 ufc. Hongo hialino 1 ufc.
	Raspado de lesiones	Negativo	Myc ASD	Hongo fuliginoso 1 ufc. <i>Trichosporon</i> 1 ufc.
	Hisopado lesión nariz	Abundantes cocos y bacilos	Myc ASD	Bacterias Bacterias
	Impronta lesión nariz	Abundantes cocos y bacilos		
	Uñas miembros anteriores	NSR	Myc	<i>Trichosporon</i> spp. 2 ufc, <i>Penicillium</i> spp. 1 ufc.
	Uñas miembros posteriores	NSR	Myc	<i>Trichosporon</i> spp. 1 ufc, Hongo fuliginoso 2 ufc, <i>Chaetomium</i> spp. 1 ufc, <i>Penicillium</i> spp. 4 ufc, <i>Aspergillus</i> spp. 1 ufc.
23	Raspado de lesiones	Negativo	Myc	Negativo
24	Raspado de lesiones	Negativo	Myc ASD	Negativo Bacterias
	Biopsia de lesiones	NSR	Myc	Bacterias
25	Hisopado de cavidad oral	NSR	Myc	Hongo fuliginoso 3 ufc, Hongo hialino 3 ufc, <i>Scopulariopsis</i> spp. 1 ufc, <i>Trichosporon</i> spp. 1 ufc.
	Moqueta pelambre	NSR	Myc	<i>Neosartorya</i> spp. 1 ufc, Hongo fuliginoso incontables ufc, Hongo hialino 17 ufc, <i>M. gypseum</i> 1 ufc.
	Uñas miembros anteriores	NSR	Myc	
	Uñas miembros posteriores			Hongo hialino 1 ufc, <i>Neosartorya</i> spp. 1 ufc,

		NSR	Myc	Mucoral 1 ufc.  <i>Neosartorya</i> spp. 2 ufc, Hongo hialino 1 ufc, Hongo fuliginoso 2 ufc.
26	Hisopado de cavidad oral	NSR	Myc	Hongo fuliginoso 1 ufc, Hongo hialino incontables ufc, <i>M. gypseum</i> 1 ufc.
	Moqueta pelambre	NSR	Myc	Hongo fuliginoso incontables ufc, Hongo hialino 3 ufc.
	Uñas miembros anteriores	NSR	Myc	Hongo hialino 2 ufc, Hongo fuliginoso 2 ufc.
	Uñas miembros posteriores	NSR	Myc	<i>Neosartorya</i> spp. 1 ufc, Hongo hialino 1 ufc, <i>Scopulariopsis</i> spp. 1 ufc, Hongo fuliginoso 4 ufc.
27	Hisopado de cavidad oral	NSR	Myc	Negativo
	Moqueta pelambre	NSR	Myc	Hongo fuliginoso incontables ufc, <i>Penicillium</i> spp. 1 ufc.
	Uñas miembros anteriores	NSR	Myc	Hongo hialino 1 ufc, Hongo fuliginoso 1 ufc.
	Uñas miembros posteriores	NSR	Myc	Hongo fuliginoso 2 ufc, <i>Chaetomium</i> spp. 1 ufc, <i>Penicillium</i> spp. 2 ufc.
28	Hisopado de cavidad oral	NSR	Myc	Negativo
	Moqueta pelambre	NSR	Myc	<i>Neosartorya</i> spp. 1 ufc, Hongo fuliginoso incontables ufc.
	Uñas miembros anteriores	NSR	Myc	Hongo hialino 2 ufc, Hongo fuliginoso incontables ufc, <i>Neosartorya</i> spp. 1 ufc.

	Uñas miembros posteriores	NSR	Myc	<i>Neosartorya</i> spp. 1 ufc, Hongo fuliginoso 6 ufc.
29	Hisopado de cavidad oral	NSR	Myc	Hongo fuliginoso incontables ufc, Hongo hialino 2 ufc, <i>Scopulariopsis</i> spp. incontables ufc, <i>Penicillium</i> spp. 2 ufc.
	Moqueta pelambre	NSR	Myc	Hongo fuliginoso incontables ufc, Hongo hialino 3 ufc.
	Uñas miembros anteriores	NSR	Myc	Hongo hialino 1 ufc, Hongo fuliginoso 8 ufc.
	Uñas miembros posteriores	NSR	Myc	<i>P. lilacinum</i> 1 ufc, Hongo fuliginoso 4 ufc, <i>Penicillium</i> spp. 2 ufc.
30	Raspado de lesiones	Negativo	Myc	Hongo hialino 4 ufc, Hongo fuliginoso incontables ufc.
31	Raspado de lesiones	Positivo por dermatofitos	Myc	<i>M. gypseum</i> 5 ufc.
32	Moqueta pelambre	NSR	Myc	<i>Penicillium</i> spp. 1 ufc, <i>M. canis</i> 1 ufc.
	Raspado de lesiones	Negativo	Myc	<i>Penicillium</i> spp. 1 ufc.
33	Hisopado de cavidad oral	NSR	Myc	Negativo
	Moqueta pelambre	NSR	ASD	Hongo fuliginoso 1 ufc.
	Uñas miembros anteriores	NSR	Myc	Hongo fuliginoso 5 ufc, <i>Penicillium</i> spp. 1 ufc,  Hongo hialino 1 ufc, <i>Penicillium</i> spp. 1 ufc Hongo fuliginoso 6 ufc.  Hongo hialino 1 ufc,

	Uñas miembros posteriores	NSR	Myc	<i>Penicillium</i> spp. 1 ufc.
34	Hisopado de cavidad oral	NSR	Myc	Negativo
		NSR	ASD	Hongo fuliginoso incontables ufc
	Moqueta pelambre	NSR	Myc	Negativo
	Uñas miembros anteriores	NSR	Myc	Negativo
	Uñas miembros posteriores	NSR	Myc	Hongo hialino 2 ufc, Hongo fuliginoso 2 ufc, <i>Aspergillus</i> spp. 1 ufc.
35	Hisopado de cavidad oral	NSR	Myc	Negativo
		NSR	ASD	Levadura incontables ufc.
	Moqueta pelambre	NSR	Myc	Hongo fuliginoso 1 ufc.
	Uñas miembros anteriores	NSR	Myc	Negativo
	Uñas miembros posteriores	NSR	Myc	<i>P. lilacinum</i> 1 ufc.
36	Hisopado de cavidad oral	NSR	Myc	Negativo
		NSR	ASD	Hongo fuliginoso incontables ufc.
	Moqueta pelambre	NSR	Myc	Hongo fuliginoso incontables ufc, <i>Penicillium</i> spp. 1 ufc.
	Uñas miembros anteriores	NSR	Myc	Hongo hialino 1 ufc, <i>Penicillium</i> spp. 1 ufc,



	Uñas miembros posteriores	NSR	Myc	Hongo fuliginoso 1 ufc.  <i>Scopulariopsis</i> spp. 1 ufc, <i>Penicillium</i> spp. 1 ufc.
37	Hisopado de cavidad oral	NSR	Myc ASD	Negativo  Hongo fuliginoso 2 ufc.
	Moqueta pelambre	NSR	Myc	Hongo fuliginoso 2 ufc, Hongo hialino 1 ufc.
	Uñas miembros anteriores	NSR	Myc	Hongo hialino 1 ufc, <i>Penicillium</i> spp. 2 ufc, <i>P. lilacinum</i> 1 ufc.
	Uñas miembros posteriores	NSR	Myc	Hongo hialino 1 ufc, <i>Trichosporon</i> spp. 3 ufc, <i>P. lilacinum</i> 1 ufc, Hongo fuliginoso 3 ufc.
38	Hisopado de cavidad oral	NSR	Myc ASD	Hongo hialino 1 ufc, Hongo fuliginoso 1 ufc.  Hongo fuliginoso 7 ufc, <i>Fusarium</i> spp. 1 ufc.
	Moqueta pelambre	NSR	Myc	Hongo fuliginoso 50 ufc, Hongo hialino 7 ufc, <i>Scopulariopsis</i> spp. 2 ufc.
	Uñas miembros anteriores	NSR	Myc	Negativo
	Uñas miembros posteriores	NSR	Myc	Bacterias

39	Hisopado de cavidad oral	NSR	Myc ASD	Negativo Hongo fuliginoso 1 ufc, <i>Penicillium</i> spp. 1 ufc.
	Moqueta pelambre	NSR	Myc	Hongo fuliginoso 4 ufc, Hongo hialino 1 ufc.
	Uñas miembros anteriores	NSR	Myc	Hongo fuliginoso 5 ufc.
	Uñas miembros posteriores	NSR	Myc	Hongo fuliginoso 1 ufc, <i>Penicillium</i> spp. 3 ufc.
40	Hisopado de cavidad oral	NSR	Myc ASD	Negativo Bacterias
	Moqueta pelambre	NSR	Myc	Bacterias
	Uñas miembros anteriores	NSR	Myc	Negativo
	Uñas miembros posteriores	NSR	Myc	Bacterias
41	Hisopado de cavidad oral	NSR	Myc ASD	Negativo Hongo fuliginoso 5 ufc.
	Moqueta pelambre	NSR	Myc	Hongo fuliginoso incontables ufc.
	Uñas miembros anteriores	NSR	Myc	<i>Trichosporon</i> spp. 2 ufc.
	Uñas miembros posteriores	NSR	Myc	<i>Trichosporon</i> spp. 3 ufc, <i>P. lilacinum</i> 1 ufc.
42	Hisopado de cavidad oral	NSR	Myc ASD	Negativo Negativo

	Moqueta pelambre	NSR	Myc	Bacterias
	Uñas miembros anteriores	NSR	Myc	<i>T. purpurogenum</i> 1 ufc.
	Uñas miembros posteriores	NSR	Myc	Negativo
43	Hisopado de cavidad oral	NSR	Myc	<i>Penicillium</i> spp. 1 ufc.
			ASD	Hongo fuliginoso 1 ufc.
	Moqueta pelambre	NSR	Myc	Contaminado por ácaros
	Uñas miembros anteriores	NSR	Myc	Contaminado por ácaros
	Uñas miembros posteriores	NSR	Myc	Bacterias
44	Hisopado de cavidad oral	NSR	Myc	Negativo
			ASD	Hongo fuliginoso 12 ufc.
	Moqueta pelambre	NSR	Myc	Contaminado por ácaros
	Uñas miembros anteriores	NSR	Myc	Contaminado por ácaros
	Uñas miembros posteriores	NSR	Myc	Contaminado por ácaros
45	Hisopado de cavidad oral	NSR	Myc	Contaminado por ácaros
			ASD	Bacterias
	Moqueta pelambre	NSR	Myc	Bacterias
	Uñas miembros anteriores	NSR	Myc	<i>Trichosporon</i> spp. 1 ufc, Hongo fuliginoso 1 ufc.
	Uñas miembros posteriores	NSR	Myc	Hongo hialino 1 ufc, Hongo fuliginoso 1 ufc.
46	Hisopado de cavidad oral	NSR	Myc	Negativo
			ASD	Hongo fuliginoso incontables ufc.

	Moqueta pelambre	NSR	Myc	Bacterias
	Uñas miembros anteriores	NSR	Myc	<i>Trichosporon</i> spp. 1 ufc.
	Uñas miembros posteriores	NSR	Myc	Hongo fuliginoso 1 ufc.
47	Hisopado de cavidad oral	NSR	Myc	Contaminado por ácaros
			ASD	Negativo
	Moqueta pelambre	NSR	Myc	Bacterias
	Uñas miembros anteriores	NSR	Myc	Negativo
	Uñas miembros posteriores	NSR	Myc	Bacterias
48	Hisopado de cavidad oral	NSR	Myc	Negativo
			ASD	Bacterias
	Moqueta pelambre	NSR	Myc	Bacterias
	Uñas miembros anteriores	NSR	Myc	Negativo
	Uñas miembros posteriores	NSR	Myc	Bacterias
49	Hisopado de cavidad oral	NSR	Myc	Negativo
			ASD	Negativo
	Moqueta pelambre	NSR	Myc	Bacterias
	Raspado lesiones	Negativo	Myc	Negativo
	Uñas miembros anteriores	NSR	Myc	Negativo
	Uñas miembros posteriores	NSR	Myc	Bacterias
50	Biopsia lesión cavidad nasal	Abundantes levaduras encapsuladas	Myc	<i>Cryptococcus neoformans</i>

51	Raspado de lesiones	Dermatofitos	Myc	<i>M. canis</i> 3 ufc
52	Raspado de lesiones	Negativo	Myc	<i>M. canis</i> incontables ufc
53	Hisopado de cavidad oral	NSR	Myc	Negativo
			ASD	Hongo fuliginoso 1 ufc, <i>Penicillium</i> spp. 15 ufc.
	Moqueta pelambre	NSR	Myc	Negativo
	Uñas miembros anteriores	NSR	Myc	Negativo
	Uñas miembros posteriores	NSR	Myc	Negativo
54	Hisopado de cavidad oral	NSR	Myc	Hongo fuliginoso 6 ufc.
			ASD	<i>T. mentagrophytes</i> 6 ufc.
	Moqueta pelambre	NSR	Myc	Negativo
	Uñas miembros anteriores	NSR	Myc	Negativo
	Uñas miembros posteriores	NSR	Myc	Negativo
55	Hisopado de cavidad oral	NSR	Myc	Negativo
			ASD	Mucoral 1 ufc Mucor spp. 1 ufc
	Moqueta pelambre	NSR	Myc	Negativo
	Uñas miembros anteriores	NSR	Myc	Hongo hialino 2 ufc.
	Uñas miembros posteriores	NSR	Myc	Hongo hialino 1 ufc.
56	Hisopado de cavidad oral	NSR	Myc	<i>Trichosporon</i> spp. 8 ufc, <i>Penicillium</i> spp. 13 ufc.
			ASD	Hongo fuliginoso 7 ufc, <i>Penicillium</i> spp. 1 ufc, Hongo hialino 3 ufc, Mucoral 1 ufc.
	Moqueta pelambre	NSR	Myc	Negativo

	Uñas miembros anteriores	NSR	Myc	Contaminado por ácaros
	Uñas miembros posteriores	NSR	Myc	Contaminado por ácaros
57	Hisopado de cavidad oral	NSR	Myc	Negativo
			ASD	<i>Aspergillus</i> spp. 1 ufc, Hongo fuliginoso 1 ufc, <i>Penicillium</i> spp. 5 ufc.
	Moqueta pelambre	NSR	Myc	<i>Aspergillus</i> spp. 1 ufc.
	Uñas miembros anteriores	NSR	Myc	<i>Penicillium</i> spp. 4 ufc.
	Uñas miembros posteriores	NSR	Myc	<i>Penicillium</i> spp. 1 ufc, <i>Aspergillus</i> spp. 4 ufc.
58	Hisopado de cavidad oral	NSR	Myc	<i>Penicillium</i> spp. incontables ufc.
			ASD	<i>Aspergillus</i> spp. 1 ufc, Hongo fuliginoso 1 ufc, <i>Penicillium</i> spp. 5 ufc, <i>Scopulariopsis</i> spp. 1 ufc.
	Raspado de lesiones	Negativo	Myc	Negativo
			ASD	<i>Penicillium</i> spp. 8 ufc, Mucoral incontables ufc
	Hisopado lesión nariz	Negativo	Myc	<i>Aspergillus</i> spp. 2 ufc.
			ASD	<i>Penicillium</i> spp. 3 ufc, Hongo fuliginoso 2 ufc, A. sección <i>Versicolores</i> 1 ufc.
	Moqueta pelambre	NSR	Myc	Negativo
	Uñas miembros anteriores	NSR	Myc	Negativo
	Uñas miembros posteriores	NSR	Myc	Negativo
59	Hisopado de cavidad oral	NSR	Myc	Negativo
			ASD	Levadura 8 ufc.

	Raspado de lesiones	Negativo	Myc	<i>Penicillium</i> spp. 1 ufc.
	Moqueta pelambre	Negativo	Myc	<i>Aspergillus</i> spp. 1 ufc.
	Uñas miembros anteriores	NSR	Myc	Negativo
	Uñas miembros posteriores	NSR	Myc	A. sección <i>Versicolores</i> 2 ufc, Hongo hialino 2 ufc.
60	Hisopado de cavidad oral	NSR	Myc	Negativo
			ASD	Contaminado por ácaros
	Moqueta pelambre	NSR	Myc	<i>Aspergillus</i> spp. 12 ufc, <i>Penicillium</i> spp. incontables ufc.
	Uñas miembros anteriores	NSR	Myc	<i>Aspergillus</i> spp. 3 ufc.
	Uñas miembros posteriores	NSR	Myc	Hongo hialino 2 ufc, <i>Penicillium</i> spp. 1 ufc.
61	Hisopado de cavidad oral	NSR	Myc	Negativo
			ASD	Contaminado por ácaros
	Moqueta pelambre	NSR	Myc	<i>Aspergillus</i> spp. 3 ufc, <i>Penicillium</i> spp. 65 ufc.
	Uñas miembros anteriores	NSR	Myc	Hongo hialino 1 ifc.
	Uñas miembros posteriores	NSR	Myc	Negativo
	Impronta lesión labio	Abundantes eosinófilos compatibles con complejo granuloma eosinofílico felino		
62	Hisopado de cavidad oral	NSR	ASD	Hongo fuliginoso 2 ufc, <i>Penicillium</i> spp. 2 ufc, Hongo hialino 1 ufc, <i>Fusarium</i> spp. 1 ufc, A. sección <i>Nigri</i> 3 ufc,

	Moqueta pelambre	NSR	Myc	<i>Mucor</i> spp. 1 ufc, <i>P. hirsutum</i> 1 ufc.
	Raspado de lesiones	Negativo	Myc	<i>Aspergillus</i> spp. 1 ufc, Hongo fuliginoso 11 ufc, Hongo hialino incontables ufc, <i>Scopulariopsis</i> spp. 1 ufc.
	Uñas miembros anteriores	NSR	Myc	<i>Aspergillus</i> spp. 1 ufc, <i>Penicillium</i> spp. 1 ufc, Hongo fuliginoso 1 ufc, Hongo hialino 1 ufc.
	Uñas miembros posteriores	NSR	Myc	<i>Penicillium</i> spp. 3 ufc, <i>Aspergillus</i> spp. 1 ufc.
	Impronta lesión labio	Abundantes eosinófilos compatibles con complejo granuloma eosinofílico felino	Myc	Hongo hialino 4 ufc, Hongo negro 1 ufc, <i>Aspergillus</i> spp. 1 ufc, <i>Penicillium</i> spp. 1 ufc, Mucoral 1 ufc.
63	Hisopado de cavidad oral	NSR	Myc	Hongo fuliginoso 1 ufc, Trichosporon spp. 1 ufc Bacterias
	Moqueta pelambre	NSR	ASD	Hongo fuliginoso incontables ufc, Hongo hialino 1 ufc, Mucoral 1 ufc.
	Uñas miembros anteriores	NSR	Myc	<i>Aspergillus</i> spp. incontables ufc, <i>Penicillium</i> spp. Incontables ufc, Hongo fuliginoso 19 ufc, Hongo hialino incontables ufc, <i>Chrysosporium</i> spp. 1 ufc.
	Uñas miembros posteriores	NSR	Myc	Hongo hialino 3 ufc, <i>Aspergillus</i> spp. 1 ufc.



				<i>T. purpurogenum</i> 1 ufc.
64	Hisopado de cavidad oral	NSR	Myc	Hongo fuliginoso 1 ufc, Hongo hialino 3 ufc, <i>Trichosporon</i> spp. 2 ufc.
	Moqueta pelambre	NSR	ASD	Hongo fuliginoso 1 ufc, <i>Penicillium</i> spp. 2 ufc.
	Uñas miembros anteriores	NSR	Myc	<i>Aspergillus</i> spp. 4 ufc, Hongo fuliginoso 6 ufc, <i>Penicillium</i> spp. 1 ufc, Hongo hialino incontables ufc, <i>Scopulariopsis</i> spp. 4 ufc.
	Uñas miembros posteriores	NSR	Myc	Hongo hialino 2 ufc, Hongo fuliginoso 5 ufc.
65	Hisopado de cavidad oral	NSR	Myc	Hongo fuliginoso 1 ufc, <i>Penicillium</i> spp. 6 ufc, <i>Aspergillus</i> spp. 1 ufc.
	Moqueta pelambre	NSR	ASD	<i>T. rubrum</i> 1 ufc.
	Uñas miembros anteriores	NSR	APD	<i>T. rubrum</i> 1 ufc.
	Uñas miembros posteriores	NSR	Myc	Hongo fuliginoso 32 ufc, <i>Penicillium</i> spp. Incontables ufc, Hongo hialino incontables ufc.
66	Hisopado de cavidad oral	NSR	Myc	Negativo
	Moqueta pelambre	NSR	Myc	Hongo fuliginoso 1 ufc, <i>Penicillium</i> spp. 6 ufc, <i>Aspergillus</i> spp. 1 ufc.
	Uñas miembros anteriores	NSR	Myc	<i>T. rubrum</i> 1 ufc.
66	Hisopado de cavidad oral	NSR	Myc	<i>Lichtheimia</i> spp. 1 ufc.
	Moqueta pelambre	NSR	ASD	Bacterias.
	Uñas miembros anteriores	NSR	Myc	Mucoral 1 ufc.
				Negativo

	Uñas miembros posteriores	NSR	Myc	Negativo
67	Hisopado de cavidad oral	NSR	Myc ASD	Negativo Hongo fuliginoso incontables ufc, Hongo hialino 1 ufc.
	Raspado lesión plano nasal	Negativo	Myc ASD	Negativo Mucoral 1 ufc.
	Hisopado lesión plano nasal	Bacterias		
	Moqueta pelambre	NSR	Myc	Contaminado por ácaros
	Uñas miembros anteriores	NSR	Myc	Hongo hialino incontables ufc, Hongo fuliginoso 1 ufc, <i>Aspergillus</i> spp. 10 ufc.
	Uñas miembros posteriores	NSR	Myc	Hongo hialino incontables ufc, Hongo fuliginoso 5 ufc, <i>Aspergillus</i> spp. 6 ufc.
68	Hisopado de cavidad oral	NSR	Myc ASD	Negativo <i>Fusarium</i> spp. 3 ufc.
	Moqueta pelambre	NSR	Myc	Negativo
	Uñas miembros anteriores	NSR	Myc	Contaminada por ácaros
	Uñas miembros posteriores	NSR	Myc	Contaminada por ácaros
69	Hisopado de cavidad oral	NSR	Myc ASD	Hongo fuliginoso 1 ufc. Hongo fuliginoso incontables ufc, Hongo hialino 2 ufc, <i>Fusarium</i> spp. 2 ufc.
	Moqueta pelambre	NSR	Myc	Negativo
	Uñas miembros anteriores	NSR	Myc	<i>Penicillium</i> spp. 4 ufc.

	Uñas miembros posteriores	NSR	Myc	A. sección <i>Versicolores</i> 1 ufc, Hongo fuliginoso 2 ufc, <i>Penicillium</i> spp. 2 ufc.
70	Hisopado de cavidad oral	NSR	Myc	Hongo fuliginoso 1 ufc, Hongo hialino 2 ufc, A. sección <i>Versicolores</i> 1 ufc.
	Moqueta pelambre	NSR	ASD	Hongo fuliginoso incontables ufc, <i>Fusarium</i> spp. 7 ufc.
	Uñas miembros anteriores	NSR	Myc	<i>Aspergillus</i> spp. 1 ufc, <i>Penicillium</i> spp. 1 ufc, Hongo fuliginoso 1 ufc.
	Uñas miembros posteriores	NSR	Myc	<i>Trichosporon</i> spp. 1 ufc, <i>Penicillium</i> spp. 2 ufc, Hongo fuliginoso 1 ufc.
71	Hisopado de cavidad oral	NSR	Myc	Hongo fuliginoso 2 ufc, <i>Penicillium</i> spp. 1 ufc.
	Moqueta pelambre	NSR	ASD	Hongo fuliginoso 5 ufc.  Hongo fuliginoso 8 ufc, Hongo hialino 1 ufc, <i>Fusarium</i> spp. 4 ufc.
	Uñas miembros anteriores	NSR	Myc	<i>Aspergillus</i> spp. 1 ufc, Hongo fuliginoso 1 ufc, <i>Penicillium</i> spp. 4 ufc.
	Uñas miembros posteriores	NSR	Myc	<i>Trichosporon</i> spp. 1 ufc, Hongo fuliginoso 2 ufc.
72	Hisopado de cavidad oral	NSR	Myc	Hongo hialino 2 ufc, Hongo fuliginoso 3 ufc.
	Moqueta pelambre	NSR	ASD	Negativo  <i>Fusarium</i> spp. 3 ufc.
			Myc	Hongo fuliginoso 7 ufc.

	Uñas miembros anteriores	NSR	Myc	Contaminado por ácaros
	Uñas miembros posteriores	NSR	Myc	Contaminado por ácaros
73	Hisopado de cavidad oral	NSR	Myc ASD	Hongo fuliginoso 1 ufc.  Hongo fuliginoso 3 ufc, <i>Fusarium</i> spp. 3 ufc.
	Moqueta pelambre	NSR	Myc	Hongo fuliginoso incontables ufc.
	Uñas miembros anteriores	NSR	Myc	Hongo fuliginoso 4 ufc.
	Uñas miembros posteriores	NSR	Myc	Hongo fuliginoso 2 ufc, <i>Penicillium</i> spp. 3 ufc, <i>Aspergillus</i> spp. 1 ufc.
74	Hisopado de cavidad oral	NSR	Myc ASD	Hongo hialino 1 ufc.  Hongo fuliginoso 1 ufc, Hongo hialino 1 ufc, <i>Fusarium</i> spp. 2 ufc.
	Moqueta pelambre	NSR	Myc	Hongo fuliginoso 2 ufc.
	Uñas miembros anteriores	NSR	Myc	Hongo fuliginoso 4 ufc.
	Uñas miembros posteriores	NSR	Myc	Hongo fuliginoso 4 ufc.
75	Hisopado de cavidad oral	NSR	Myc ASD	<i>Penicillium</i> spp. incontables ufc.  Hongo fuliginoso 1 ufc, <i>Penicillium</i> spp. incontables ufc.
	Moqueta pelambre	NSR	Myc	Contaminado por ácaros
	Uñas miembros anteriores	NSR	Myc	Negativo
	Uñas miembros posteriores	NSR	Myc	Negativo
76	Hisopado de cavidad oral	NSR	Myc	Hongo fuliginoso 2 ufc, <i>P. lilacinum</i> 1 ufc.

	Moqueta pelambre	NSR	ASD	Bacterias
	Uñas miembros anteriores	NSR	Myc	Hongo fuliginoso 4 ufc.
	Uñas miembros posteriores	NSR	Myc	Hongo hialiano 1 ufc, <i>Aspergillus</i> spp. 4 ufc.
			Myc	<i>Penicillium</i> spp. 1 ufc, <i>Aspergillus</i> spp. 18 ufc.
77	Hisopado de cavidad oral	NSR	ASD	Negativo
	Moqueta pelambre	NSR	Myc	Bacterias
	Raspado de lesiones	Dermatofitos	Myc	<i>Aspergillus</i> spp. 1 ufc, Hongo fuliginoso 2 ufc, <i>Penicillium</i> spp. 1 ufc.
	Uñas miembros anteriores	NSR	Myc	Negativo
	Uñas miembros posteriores	NSR	Myc	Negativo
78	Hisopado de cavidad oral	NSR	Myc	Bacterias
	Moqueta pelambre	NSR	ASD	Negativo
	Uñas miembros anteriores	NSR	Myc	Bacterias
	Uñas miembros posteriores	NSR	Myc	Bacterias
				<i>Aspergillus</i> spp. 4 ufc, <i>P. lilacinum</i> 1 ufc.
79	Hisopado de cavidad oral	NSR	Myc	Negativo
	Moqueta pelambre	NSR	ASD	Negativo
	Raspado de lesiones	Dermatofitos	Myc	<i>M. canis</i> 3 ufc.
				<i>M. canis</i> 3 ufc.

	Uñas miembros anteriores	NSR	Myc	<i>Penicillium</i> spp. 1 ufc, <i>Aspergillus</i> spp. 3 ufc.
	Uñas miembros posteriores	NSR	Myc	Hongo hialino 1 ufc, <i>M. canis</i> 4 ufc.
80	Hisopado de cavidad oral	NSR	Myc ASD	Negativo Hongo fuliginoso 1 ufc, Hongo hialino 1 ufc, Levadura incontables ufc.
	Moqueta pelambre	NSR	Myc	Negativo
	Uñas miembros anteriores	NSR	Myc	Hongo hialino 1 ufc.
	Uñas miembros posteriores	NSR	Myc	<i>A. sección Versicolores</i> 1 ufc, <i>Trichosporon</i> spp. 2 ufc.
81	Raspado de lesiones	Dermatofitos	Myc APD	<i>M. gypseum</i> incontables ufc. <i>M. gypseum</i> .
	Moqueta pelambre	NSR	Myc	Hongo hialino 5 ufc.
83	Raspado de lesiones	Negativo	Myc	Negativo
	Hisopado de cavidad oral	NSR	Myc ASD	Negativo Hongo fuliginoso 2 ufc, Hongo hialino 2 ufc, Mucoral 1 ufc, <i>Fusarium</i> spp. 1 ufc.
	Moqueta pelambre	NSR	Myc	<i>Neosartorya</i> spp. 1 ufc.
	Técnica MacKenzie	NSR	Myc	<i>Neosartorya</i> spp. 3 ufc.
	Uñas miembros anteriores	NSR	Myc	Negativo
	Uñas miembros posteriores	NSR	Myc	Contaminado por ácaros
84			Myc	<i>A. sección Candidi</i> 1 ufc.
	Hisopado de cavidad oral	NSR	ASD	<i>Aspergillus</i> spp. 1 ufc, Hongo fuliginoso 4 ufc, Hongo hialino 1 ufc, <i>Fusarium</i> spp. incontables ufc.

	Moqueta pelambre	NSR	Myc	Negativo	
	Técnica MacKenzie	NSR	Myc	<i>Aspergillus</i> spp. 1 ufc, Hongo hialino 1 ufc, <i>Trichosporon</i> spp. 4 ufc, Levadura 1 ufc.	
	Uñas miembros anteriores	NSR	Myc	<i>Trichosporon</i> spp. 1 ufc, Hongo hialino 1 ufc.	
	Uñas miembros posteriores	NSR	Myc	Hongo hialino 3 ufc, <i>Trichosporon</i> spp. 1 ufc.	
85	Hisopado de cavidad oral	NSR	Myc ASD	Negativo Hongo fuliginoso 1 ufc, <i>Penicillium</i> spp. incontables ufc, Hongo fuliginoso 1 ufc,	
	Moqueta pelambre	NSR	Myc	Negativo	
	Técnica MacKenzie	NSR	Myc	<i>Aspergillus</i> spp. 1 ufc.	
	Raspado de lesión abdominal	Negativo	Myc	Bacterias	
	Hisopado de lesión abdominal	Abundantes neutrófilos degenerados y cocos	NSR	Myc	Hongo hialino 2 ufc.
	Uñas miembros anteriores	NSR	Myc	Hongo hialino 2 ufc.	
	Uñas miembros posteriores				
86	Hisopado de cavidad oral	NSR	Myc ASD	Negativo <i>Penicillium</i> spp. incontables ufc, Hongo hialino 2 ufc, Levadura incontables ufc, <i>Fusarium</i> spp. 1 ufc, <i>A. sección Terrei</i> 1 ufc,	

	Moqueta pelambre	NSR	Myc	<i>A. sección Nigri</i> 1 ufc.
	Técnica MacKenzie	NSR	Myc	<i>Aspergillus</i> spp. 1 ufc.
	Uñas miembros anteriores	NSR	Myc	<i>Aspergillus</i> spp. 1 ufc, Hongo hialino 7 ufc.
	Uñas miembros posteriores	NSR	Myc	<i>Penicillium</i> spp. 3 ufc, <i>Aspergillus</i> spp. 11 ufc.
			Myc	<i>Penicillium</i> spp. 6 ufc.
			Myc	Negativo
	Hisopado de cavidad oral	NSR	ASD	Hongo fuliginoso 1 ufc, Hongo hialino incontables ufc, <i>Fusarium</i> spp. 6 ufc, <i>P. lilacinum</i> 1 ufc.
	Moqueta pelambre	NSR	Myc	<i>Penicillium</i> spp. 1 ufc, Levadura 1 ufc.
87	Técnica MacKenzie	NSR	Myc	<i>Aspergillus</i> spp. 1 ufc, <i>Penicillium</i> spp. 1 ufc, <i>Trichosporon</i> spp. 9 ufc.
	Uñas miembros anteriores	NSR	Myc	<i>Trichosporon</i> spp. 3 ufc, Hongo hialino 1 ufc, Hongo fuliginoso 1 ufc.
	Uñas miembros posteriores	NSR	Myc	<i>Trichosporon</i> spp. 3 ufc, Hongo fuliginoso 2 ufc, <i>Aspergillus</i> spp. 1 ufc.
			Myc	Negativo
	Hisopado de cavidad oral	NSR	ASD	<i>Penicillium</i> spp. incontables ufc.
88	Moqueta pelambre	NSR	Myc	<i>A. sección Versicolores</i> 1 ufc.
	Técnica MacKenzie	NSR	Myc	Hongo hialino 2 ufc.



	Uñas miembros anteriores	NSR	Myc	Hongo hialino 2 ufc, Hongo fuliginoso 1 ufc, <i>Aspergillus</i> spp. 1 ufc.
	Uñas miembros posteriores	NSR	Myc	Hongo hialino 1 ufc, <i>P. hirsutum</i> 1 ufc, Hongo fuliginoso 1 ufc, <i>Penicillium</i> spp. 1 ufc
89	Hisopado de cavidad oral	NSR	Myc ASD	Negativo Hongo fuliginoso 17 ufc, Hongo hialino 1 ufc, <i>A. sección Nigri</i> 7 ufc.
	Moqueta pelambre	NSR	Myc	Negativo
	Técnica MacKenzie	NSR	Myc	Hongo fuliginoso 1 ufc, <i>Penicillium</i> spp. 1 ufc, <i>A. restrictus</i> 1 ufc.
	Uñas miembros anteriores	NSR	Myc	<i>Trichosporon</i> spp. 1 ufc, Hongo hialino 3 ufc.
	Uñas miembros posteriores	NSR	Myc	Hongo hialino 3 ufc, <i>Penicillium</i> spp. 1 ufc.
90	Hisopado de cavidad oral	NSR	Myc ASD	Negativo Hongo fuliginoso 1 ufc.
	Moqueta pelambre	NSR	Myc	Hongo hialino 1 ufc.
	Técnica MacKenzie	NSR	Myc	<i>Aspergillus</i> spp. 1 ufc, Hongo fuliginoso 2 ufc, Hongo hialino 1 ufc.
	Uñas miembros anteriores	NSR	Myc	<i>Penicillium</i> spp. 1 ufc, <i>Aspergillus</i> spp. 2 ufc.
	Uñas miembros posteriores	NSR	Myc	<i>A. sección Versicolores</i> 1 ufc, Hongo hialino 1 ufc, <i>Penicillium</i> spp. 3 ufc.

91	Hisopado de cavidad oral	NSR	Myc ASD	Negativo <i>Aspergillus</i> spp. 2 ufc, Hongo fuliginoso 4 ufc, Hongo hialino 1 ufc.
	Moqueta pelambre	NSR	Myc	<i>Aspergillus</i> spp. incontables ufc, <i>Penicillium</i> spp. incontables ufc.
	Técnica MacKenzie	NSR	Myc	<i>Aspergillus</i> spp. incontables ufc, <i>Penicillium</i> spp. incontables ufc.
	Uñas miembros anteriores	NSR	Myc	<i>A. sección Versicolores</i> 1 ufc, <i>Aspergillus</i> spp. 4 ufc.
	Uñas miembros posteriores	NSR	Myc	Hongo hialino 1 ufc, Hongo fuliginoso 1 ufc, <i>Penicillium</i> spp. 3 ufc, <i>Aspergillus</i> spp. 1 ufc
92	Raspado de lesiones	Negativo	Myc	Negativo
93	Moqueta pelambre	NSR	Myc	<i>Aspergillus</i> spp. 1 ufc, Hongo fuliginoso 3 ufc.
	Raspado de lesiones	Negativo	Myc	
94	Moqueta pelambre	NSR	Myc	Bacterias Negativo
95	Raspado de lesiones	Negativo	Myc	Negativo
96	Raspado de lesiones	Negativo	Myc	<i>A. sección Nigri</i> 1 ufc, <i>Penicillium</i> spp. 1 ufc, <i>Aspergillus</i> spp. 1 ufc.
97	Raspado de lesiones	Negativo	Myc	<i>Penicillium</i> spp. 1 ufc, Bacterias
98	Moqueta pelambre	NSR	Myc	<i>M. canis</i> 1 ufc.
	Raspado de lesiones	Dermatofitos	Myc	<i>M. canis</i> 6 ufc.
	Uñas miembros anteriores	NSR	Myc	Hongo hialino 1 ufc, <i>M. canis</i> 2 ufc.
	Uñas miembros posteriores	NSR	Myc	<i>M. canis</i> 2 ufc.
99	Raspado de lesiones	Negativo	Myc	Bacterias
100	Raspado de lesiones	Negativo	Myc	<i>Penicillium</i> spp. incontables ufc.
101	Raspado de lesiones	Negativo	Myc	Hongo fuliginoso incontables ufc.
102			Myc	Hongo hialino 2 ufc.

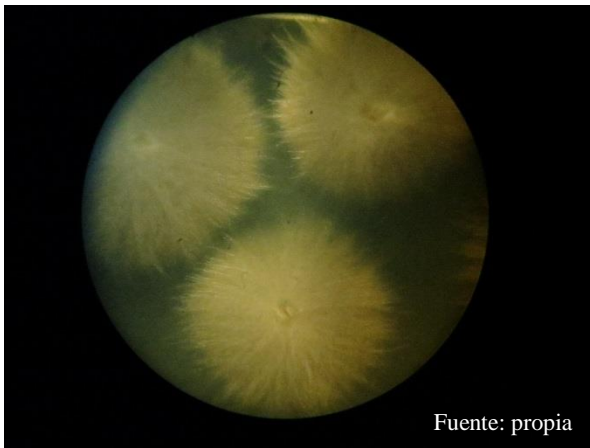
	Hisopado de cavidad oral	NSR	ASD	Hongo fuliginoso 3 ufc, <i>Penicillium</i> spp. 2 ufc, Hongo hialino 2 ufc, A. sección <i>Flavi</i> 1 ufc.
	Raspado de lesiones	Negativo	Myc	Hongo fuliginoso 4 ufc, <i>Aspergillus</i> spp. 4 ufc, A. sección <i>Versicolores</i> 1 ufc, <i>M. canis</i> 1 ufc.
	Uñas miembros anteriores	NSR	ASD	<i>Aspergillus</i> spp. 2 ufc, <i>Penicillium</i> spp. 1 ufc.
	Uñas miembros posteriores	NSR	Myc	Bacterias
103	Moqueta pelambre	NSR	Myc	Hongo hialino 1 ufc.
	Técnica MacKenzie	NSR	Myc	Hongo fuliginoso 5 ufc, <i>Trichosporon</i> spp. 2 ufc.
104	Hisopado de cavidad oral	NSR	Myc	Negativo
	Moqueta pelambre	NSR	ASD	Bacterias
	Técnica MacKenzie	NSR	Myc	<i>Aspergillus</i> spp. 1 ufc, Hongo fuliginoso 1 ufc, <i>Penicillium</i> spp. 2 ufc, Hongo hialino 1 ufc.
	Uñas miembros anteriores	NSR	Myc	<i>Aspergillus</i> spp. 2 ufc, Hongo fuliginoso 2 ufc, <i>Penicillium</i> spp. 1 ufc, Hongo hialino 4 ufc.
	Uñas miembros posteriores	NSR	Myc	Negativo
105	Moqueta pelambre	NSR	Myc	Negativo
	Técnica MacKenzie	NSR	Myc	Negativo
106	Moqueta pelambre	NSR	Myc	<i>Aspergillus</i> spp. 1 ufc, Hongo fuliginoso 7 ufc, Hongo hialino 2 ufc.
				Hongo fuliginoso 6 ufc,

	Técnica MacKenzie	NSR	Myc	<i>Penicillium spp.</i> 1 ufc, Hongo hialino 2 ufc, <i>M. gypseum</i> 5 ufc.
107	Moqueta pelambre	NSR	Myc	Hongo fuliginoso 11 ufc.
	Técnica MacKenzie	NSR	Myc	Hongo hialino 1 ufc.
108	Moqueta pelambre	NSR	Myc	Negativo
	Técnica MacKenzie	NSR	Myc	Negativo
109	Moqueta pelambre	NSR	Myc	Hongo fuliginoso 9 ufc, Hongo hialino incontables ufc.
	Técnica MacKenzie	NSR	Myc	Hongo fuliginoso 3 ufc, <i>M. canis</i> incontables ufc.
110	Moqueta pelambre	NSR	Myc	<i>Aspergillus spp.</i> 1 ufc, Hongo fuliginoso 9 ufc, Hongo hialino 3 ufc, Levadura 1 ufc.
	Técnica MacKenzie	NSR	Myc	Hongo fuliginoso 11 ufc, Hongo hialino 1 ufc.
111	Moqueta pelambre	NSR	Myc	<i>Aspergillus spp.</i> 4 ufc, Hongo fuliginoso 12 ufc, <i>Penicillium spp.</i> 4 ufc.
	Técnica MacKenzie	NSR	Myc	<i>Aspergillus spp.</i> 2 ufc, Hongo fuliginoso 22 ufc, <i>Penicillium spp.</i> incontables ufc, Hongo hialino 1 ufc.
112	Moqueta pelambre	NSR	Myc	Hongo fuliginoso 19 ufc, <i>Penicillium spp.</i> 1 ufc, Hongo hialino 2 ufc.
	Técnica MacKenzie	NSR	Myc	<i>Aspergillus spp.</i> 2 ufc, Hongo fuliginoso incontables ufc, <i>Penicillium spp.</i> 1 ufc, Hongo hialino 1 ufc.
113	Moqueta pelambre	NSR	Myc	Hongo fuliginoso 18 ufc, <i>Penicillium spp.</i> 1 ufc, <i>Trichosporon spp.</i> 1 ufc, Hongo hialino 1 ufc.
	Técnica MacKenzie	NSR	Myc	Hongo fuliginoso incontables ufc, Hongo hialino 2 ufc.
114	Moqueta pelambre	NSR	Myc	Hongo fuliginoso 8 ufc, Hongo hialino 1 ufc, <i>P. lilacinum</i> 4 ufc.

	Técnica MacKenzie	NSR	Myc	<i>Aspergillus</i> spp. 1 ufc, Hongo fuliginoso incontables ufc, <i>P. lilacinum</i> 2 ufc.
115	Moqueta pelambre	NSR	Myc	Hongo fuliginoso incontables ufc, <i>P. lilacinum</i> 1 ufc.
	Técnica MacKenzie	NSR	Myc	Hongo fuliginoso incontables ufc,
	Raspado de lesiones	Negativo	Myc	<i>P. lilacinum</i> 1 ufc.  Negativo
116	Moqueta pelambre	NSR	Myc	Hongo fuliginoso incontables ufc, <i>Penicillium</i> spp. 1 ufc, <i>P. lilacinum</i> 1 ufc.
	Técnica MacKenzie	NSR	Myc	Hongo fuliginoso incontables ufc, Hongo hialino 2 ufc.
117	Moqueta pelambre	NSR	Myc	<i>Aspergillus</i> 1 ufc, Hongo fuliginoso 9 ufc.
	Técnica MacKenzie	NSR	Myc	Hongo hialino 1 ufc, <i>T. purpurogenum</i> 4 ufc.
118	Moqueta pelambre	NSR	Myc	Hongo fuliginoso 1 ufc.
	Técnica MacKenzie	NSR	Myc	Hongo fuliginoso 1 ufc.
119	Moqueta pelambre	NSR	Myc	Hongo fuliginoso 1 ufc, <i>Penicillium</i> spp. 1 ufc, Mucoral 3 ufc.
	Técnica MacKenzie	NSR	Myc	Hongo fuliginoso 2 ufc, <i>Trichosporon</i> spp. 11 ufc.
120	Moqueta pelambre	NSR	Myc	Hongo fuliginoso 1 ufc, <i>Penicillium</i> spp. 3 ufc.
	Técnica MacKenzie	NSR	Myc	<i>Penicillium</i> spp. 3 ufc.
	Uñas de ambos miembros	NSR	Myc	<i>T. eriotrephon</i> 4 ufc.
121	Moqueta pelambre	NSR	Myc	<i>Trichosporon</i> spp. 1 ufc, Hongo fuliginoso 3 ufc, Hongo hialino 2 ufc.
	Técnica MacKenzie	NSR	Myc	Hongo fuliginoso 2 ufc, <i>Penicillium</i> spp. 2 ufc, <i>Trichosporon</i> spp. 4 ufc, A. Sección <i>Flavi</i> 1 ufc.

	Uñas de ambos miembros	NSR	Myc	A. sección <i>Versicolor</i> 1 ufc, Hongo hialino 3 ufc, <i>T. eriotrephon</i> 1 ufc.
122	Moqueta pelambre	NSR	Myc	<i>Aspergillus</i> spp. 4 ufc, <i>Penicillium</i> spp. 2 ufc, <i>Trichosporon</i> spp. 1 ufc.
	Técnica MacKenzie	NSR	Myc	<i>Aspergillus</i> spp. 5 ufc, <i>Penicillium</i> spp. 2 ufc, <i>T. eriotrephon</i> 1 ufc.
	Uñas de ambos miembros	NSR	Myc	Hongo hialino 1 ufc, <i>Penicillium</i> spp. 4 ufc, <i>Aspergillus</i> spp. 5 ufc.
123	Moqueta pelambre	NSR	Myc	Hongo fuliginoso 3 ufc, Hongo hialino 5 ufc, <i>T. eriotrephon</i> 2 ufc.
	Técnica MacKenzie	NSR	Myc	Hongo fuliginoso incontables ufc, <i>Penicillium</i> spp. 1 ufc, Hongo hialino 1 ufc, <i>T. eriotrephon</i> 1 ufc.
	Uñas de ambos miembros	NSR	Myc	<i>Trichosporon</i> spp. 1 ufc, <i>Penicillium</i> spp. 1 ufc, <i>T. eriotrephon</i> 1 ufc.

**Anexo 8. *Microsporium canis***



Fuente: propia

A



Fuente: propia

B

A) Cultivo puro de *M. canis* de una muestra de uñas de un felino doméstico de 3 meses de edad. B) Observación al estereoscopio con luz de contraste.



Fuente: propia

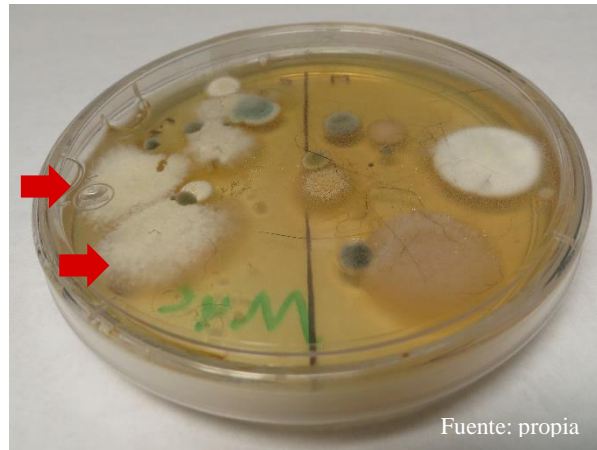
C



Fuente: propia

D

C) Montaje con azul de lactofenol (40x), se observa hifas y macroconidias. D) Examen directo con KOH 10%, se observa hifas septadas.

**Anexo 9. *Microsporium gypseum***

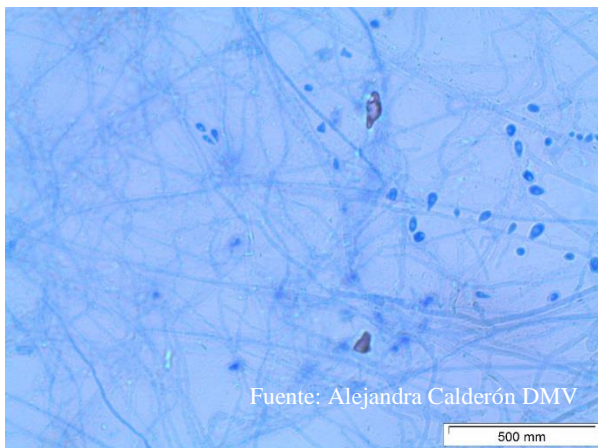
A



B

A) Cultivo en Agar Myc de colonias de *M. gypseum* (flechas rojas) y agentes fúngicos ambientales, utilizando la técnica de la moqueta (división derecha) y la técnica del cepillo (división izquierda). B) Macroconidias de *M. gypseum* en lactofenol azul 40x.

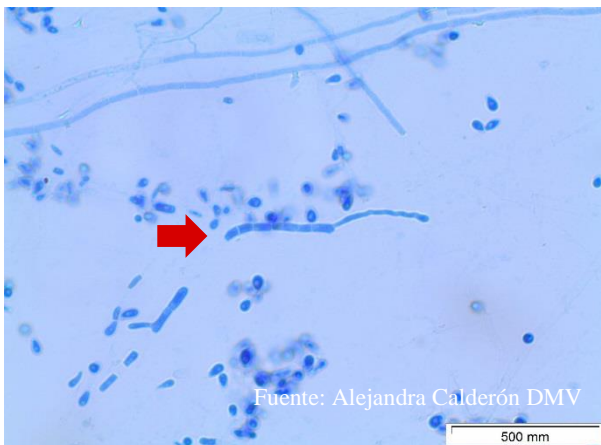


**Anexo 10.** *Trichophyton eriotrephon*

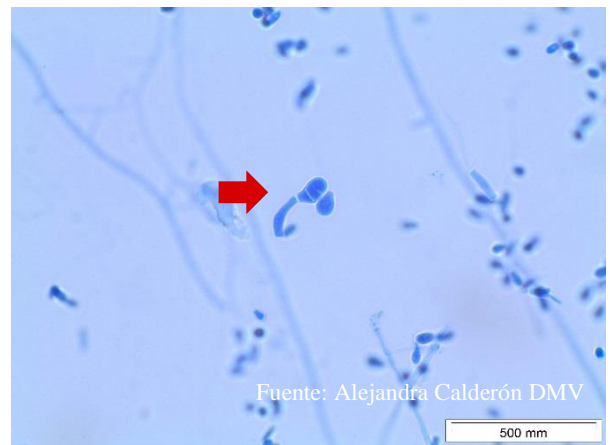
A



B



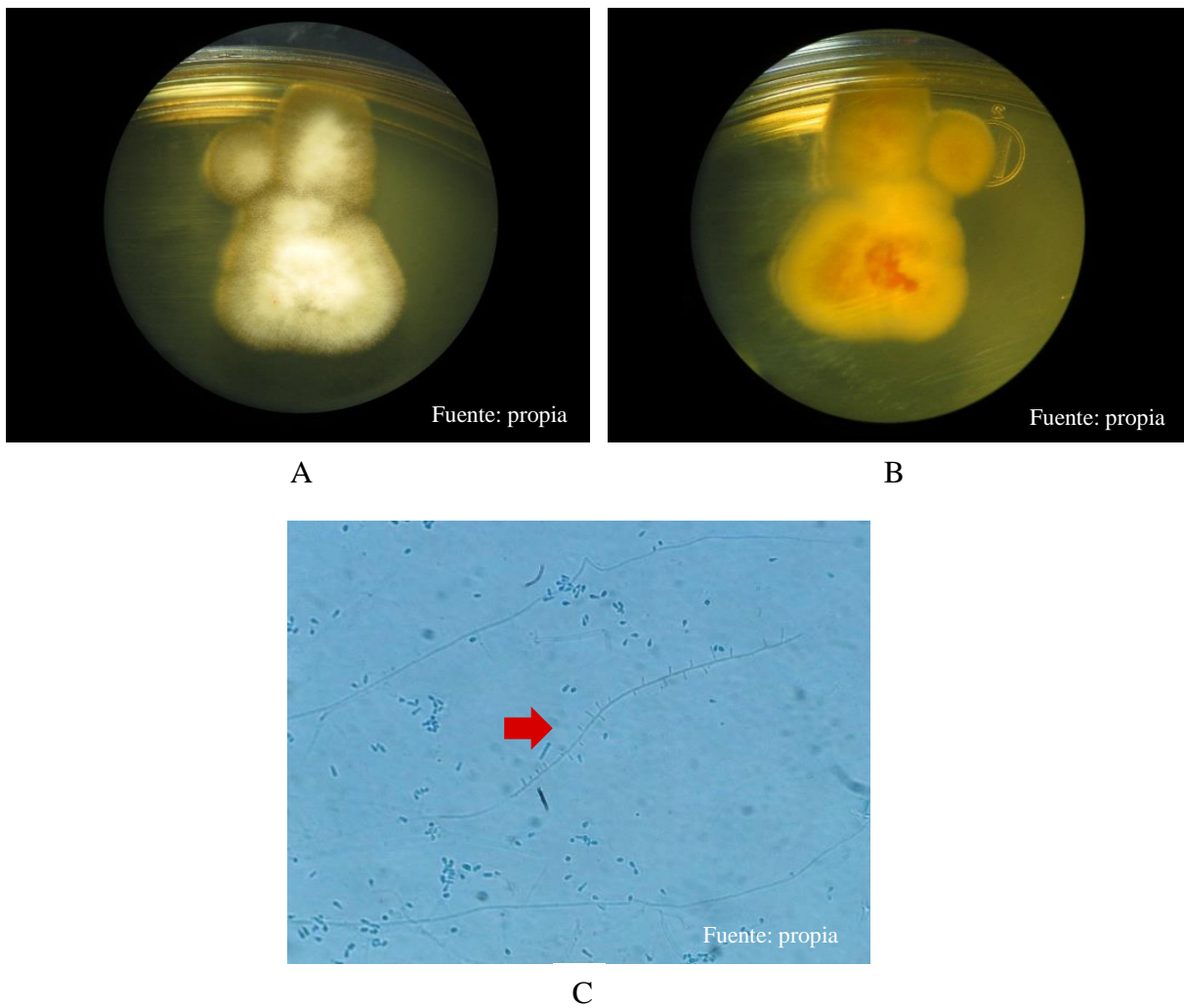
C



D

A y B) Observación de hifas septadas y microconidias claviformes de *T. eriotrephon* en azul de lactofenol (60x) aisladas de muestra del pelambre de un felino. C y D) Morfología microscópica observadas a 60x con azul de lactofenol. Se observan macroconidias (flecha roja).

**Anexo 11.** Morfología macroscópica y microscópica de *Trichophyton eriotrephon*



A) Anverso de colonias de *T. eriotrephon* en Myc, aisladas de uñas de un felino. B) Reverso de colonias de *T. eriotrephon* en Myc, aisladas de uñas de un felino. C) Morfología microscópica observadas a 40x (zoom) con azul de lactofenol. Se observa una hifa con crecimiento hacia los lados de microconidias claviformes (flecha roja).

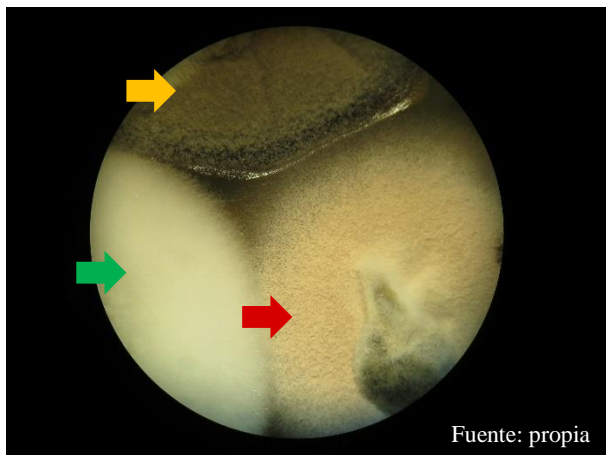
**Anexo 12.** *Trichophyton rubrum*



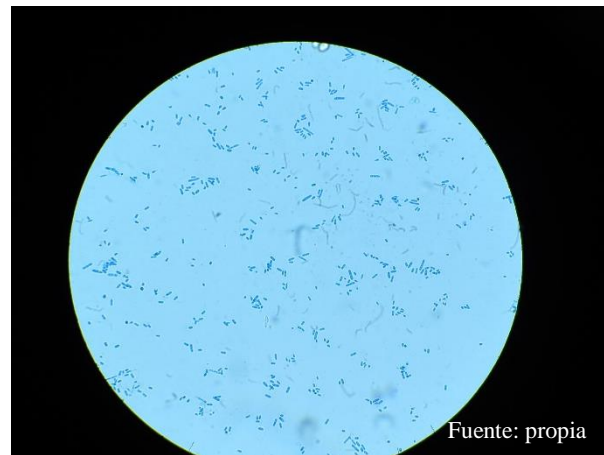
A

A) Morfología microscópica de *T. rubrum* en azul de lactofenol a 40x.

**Anexo 13.** *Trichophyton mentagrophytes*



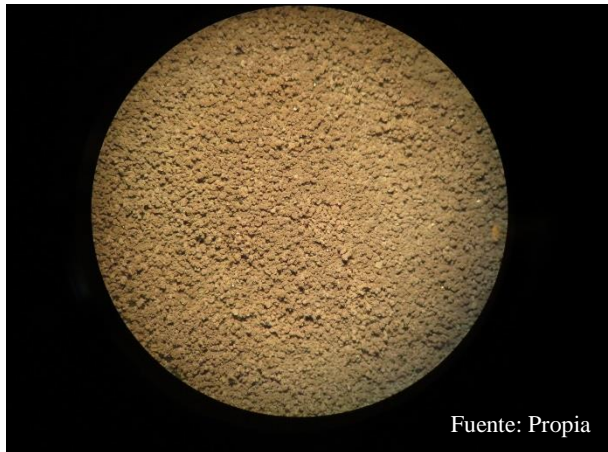
A



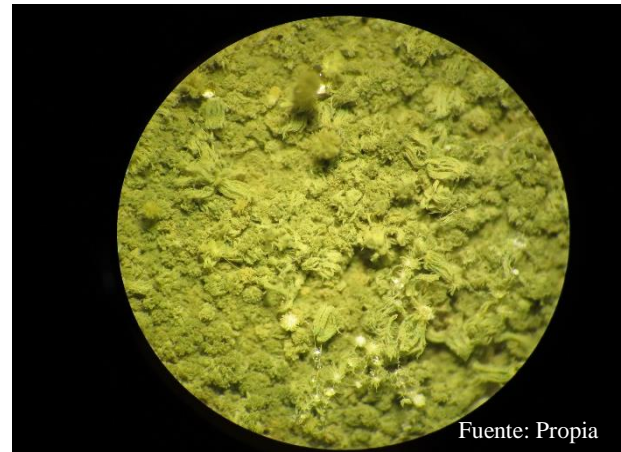
B

A) *T. mentagrophytes* (flecha roja) aislado de la cavidad oral de un felino (ASD). *Hongo dematiaceo* (flecha amarilla) y hongo hialino (flecha verde). B) Aleurias esféricas de *T. mentagrophytes* observadas en azul de lactofenol (40x).

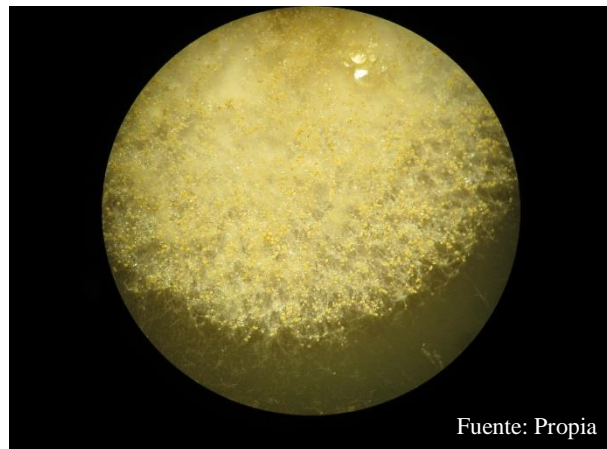
**Anexo 14.** Diferentes especies de *Aspergillus* spp., aisladas



A



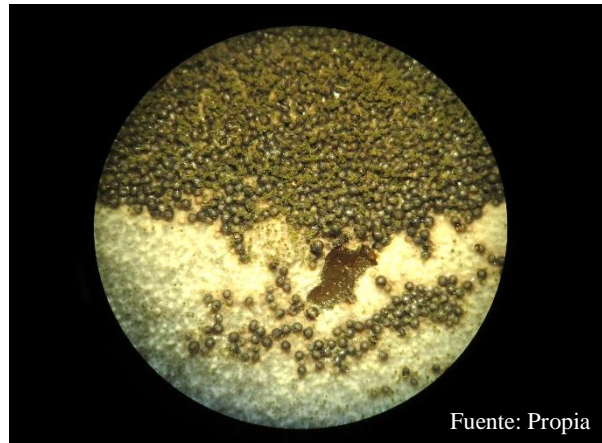
B



C

A, B y C) Morfología macroscópica de distintas especies de *Aspergillus* spp., aisladas de muestras del pelambre y cavidad oral de felinos domésticos.

**Anexo 15.** Fases asexuales de *Aspergillus spp.*



A



B

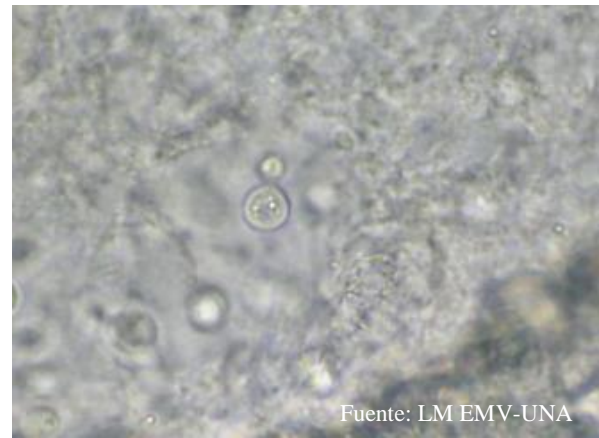
A y B) Fases asexuales de *Aspergillus spp.*, morfología macroscópica. Se observan propágulos asexuales (mitosporas).



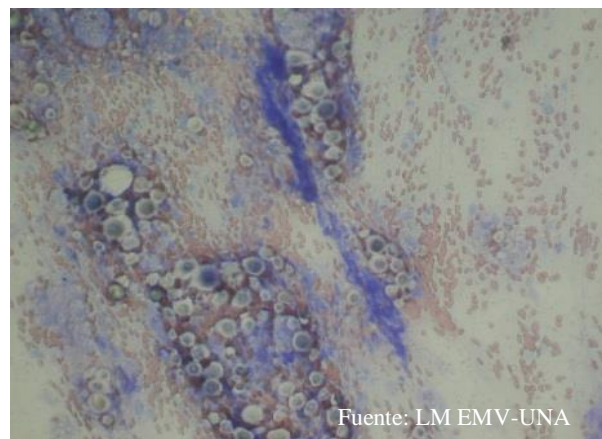
**Anexo 16.** *Cryptococcus neoformans* aislada de biopsia de cavidad nasal



A



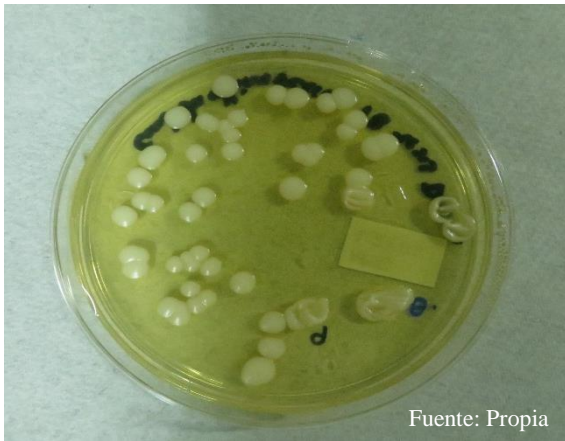
B



C

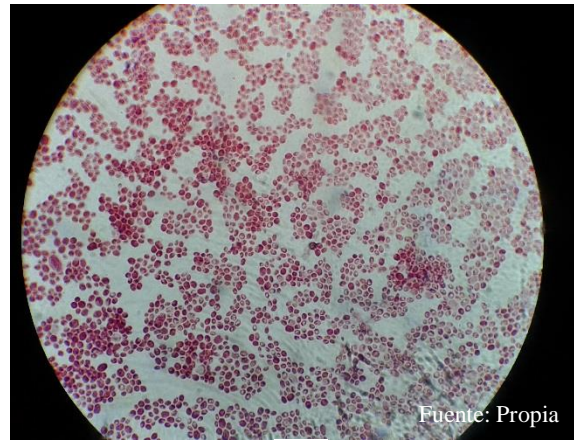
A) Observación con tinta china de las levaduras encapsuladas (20x zoom). B) Observación con KOH 10% de las levaduras encapsuladas (20x zoom). C) Observación con tinción Giemsa de las levaduras encapsuladas (20x zoom).

**Anexo 17.** *Candida albicans* aislada de cavidad oral



Fuente: Propia

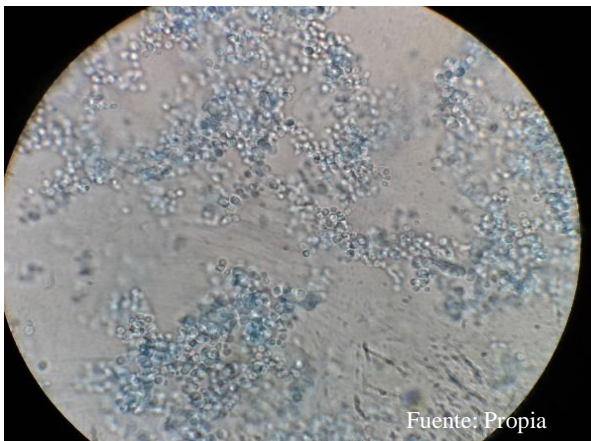
A



Fuente: Propia

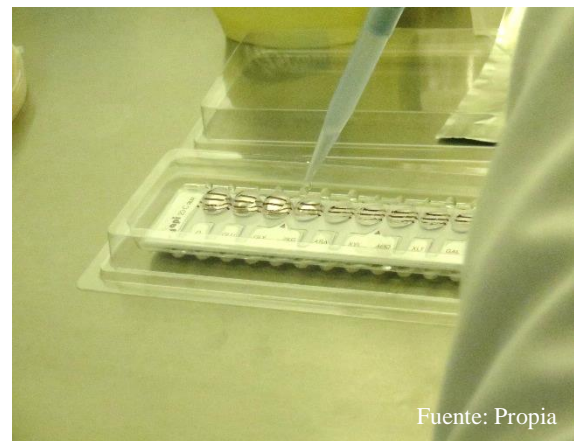
B

A) Morfología macroscópica del crecimiento puro de *C. albicans* en Agar Myc de una muestra de la cavidad oral de una gata, tomada por hisopado. B) Observación microscópica con tinción de Gram de las levaduras (40x).



Fuente: Propia

C

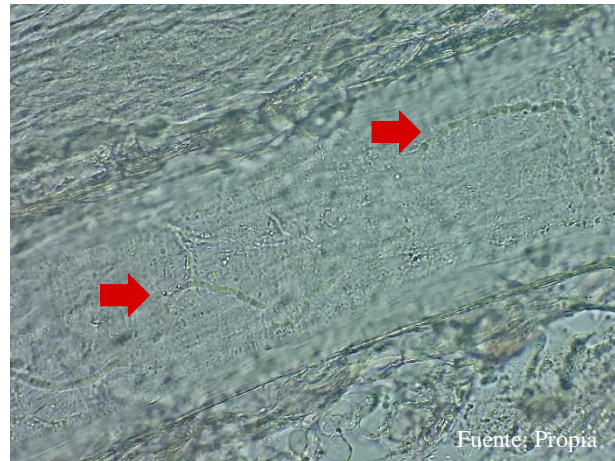


Fuente: Propia

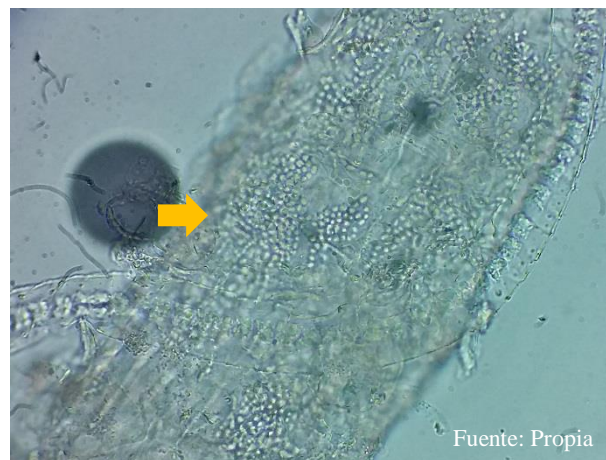
D

C) Observación microscópica de las levaduras con azul de lactofenol (40x). D) Realización de la prueba API para la identificación de la especie.

**Anexo 18.** Observación al microscopio de luz de muestra positiva a dermatofitos



A

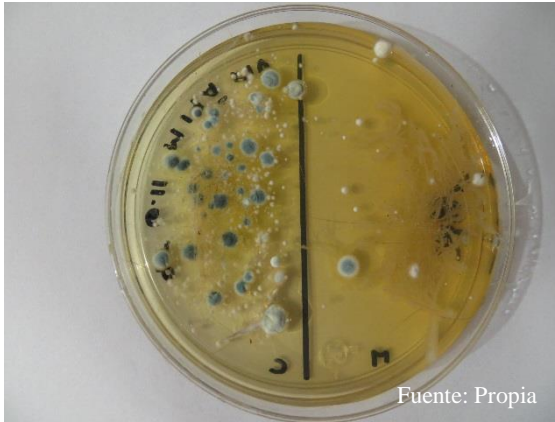


B

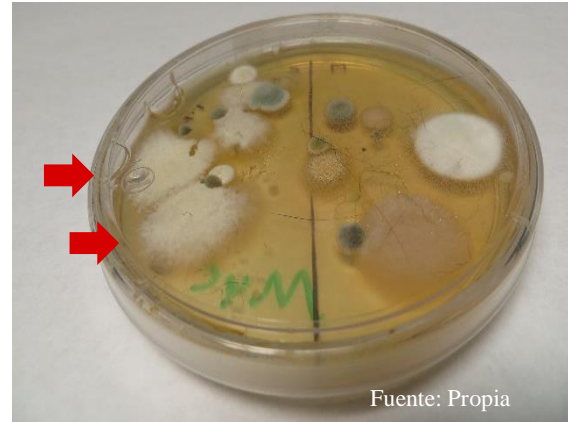
A y B) Morfología microscópica observada a 10x y 40x (zoom) respectivamente con KOH 10%. Se observan hifas fragmentadas en artrosporas (flechas rojas) y artrosporas dentro del tallo piloso (endotrix) [flecha amarilla].



**Anexo 19.** Comparación de la técnica de la moqueta y técnica del cepillo con la misma muestra



A



B

A) Mayor crecimiento fúngico obtenido con la técnica del cepillo (lado izquierdo) y mayor crecimiento bacteriano obtenido con la moqueta (lado derecho). B) Crecimiento de dermatofitos (*M. gypseum*) [flecha roja] con la técnica de MacKenzie y ausencia de dermatofitos con la moqueta.

**Anexo 20.** Comparación del crecimiento fúngico de uñas de miembros anteriores y posteriores



A



B

A y B) Mayor crecimiento de UFC de las uñas de miembros posteriores (lado izquierdo) en Agar Myc.

**Anexo 21.** Otros agentes fúngicos aislados de las muestras recolectadas



Fuente: Propia

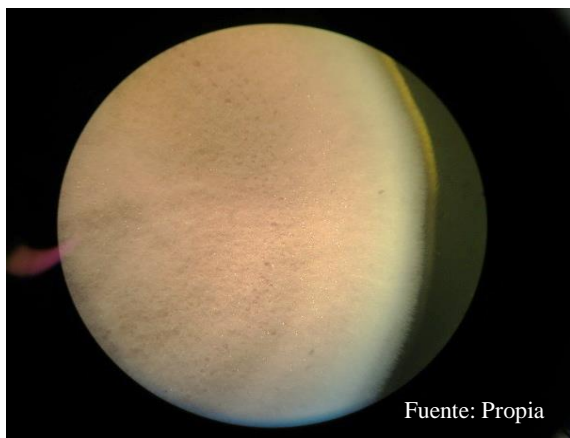
A



Fuente: Propia

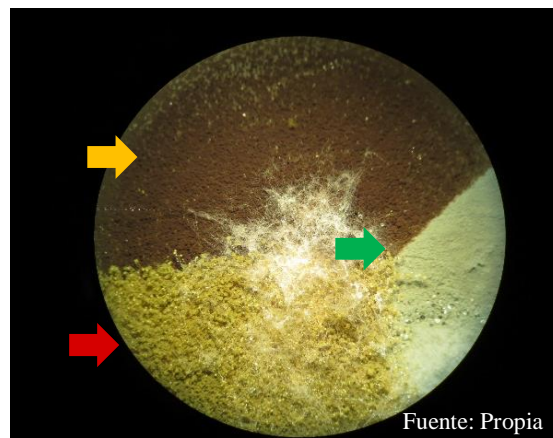
B

A) Observación macroscópica de *Rhodotorula* spp. B) Observación macroscópica de *Trichosporon* spp.



Fuente: Propia

C



Fuente: Propia

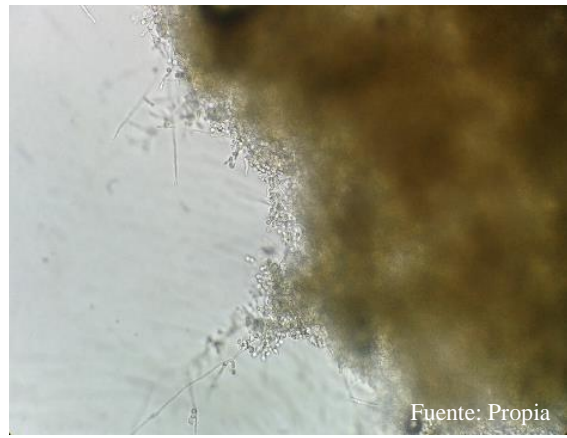
D

C) Observación macroscópica de *Purpureocillium lilacinum*. (anteriormente *Paecilomyces lilacinus*). D) Observación macroscópica de A. sección Flavi (flecha roja), A. sección Nigri (flecha amarilla) y *Penicillium* spp. (flecha verde).

**Anexo 21.** Otros agentes fúngicos aislados de las muestras recolectadas (cont.)



E

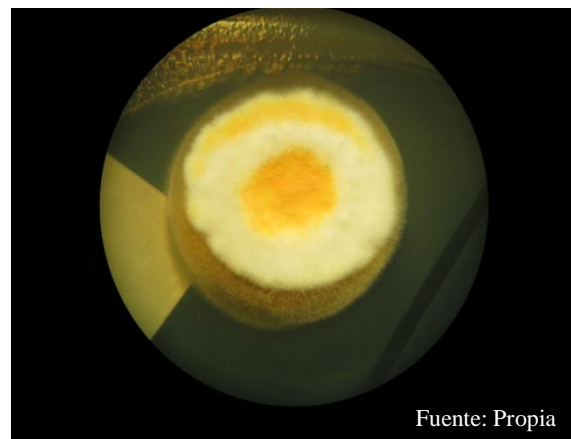


F

E) Observación macroscópica de *Scopulariopsis* spp. F) Observación microscópica de *Scopulariopsis* spp., en azul de lactofenol.



G



H

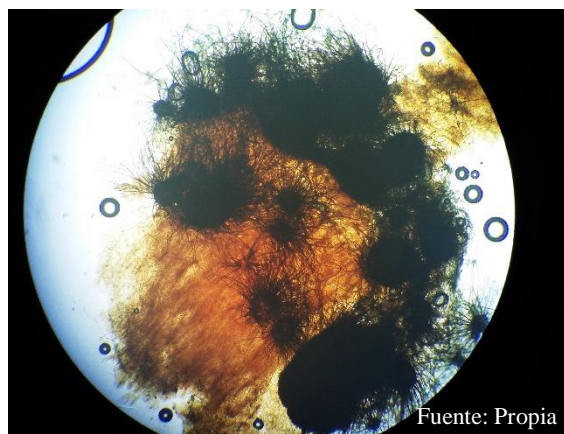
G) Observación macroscópica de *Talaromyces purpurogenum*. H) Hongo hialino.



**Anexo 21.** Otros agentes fúngicos aislados de las muestras recolectadas (cont.)



J



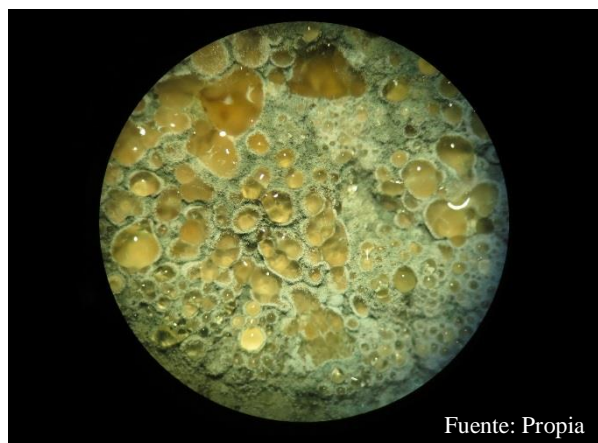
K

J) Observación microscópica de *Chaetomium* spp. en lactofenol azul. Se observan ascosporas e hifas. K) Observación microscópica de *Chaetomium* spp. en lactofenol azul a 10x. Se observa ascocarpos (peritecios).

**Anexo 22.** Morfología macroscópica de especies de *Penicillium* spp., aisladas



A



B

A) Morfología macroscópica de diferentes especies de *Penicillium* spp., aisladas de las muestras procesadas. En la colonia B se observa la producción de pigmento.