

UNIVERSIDAD PRIVADA ANTONOR ORREGO
FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS
ESCUELA PROFESIONAL DE MEDICINA VETERINARIA Y
ZOOTECNIA



**“*Microsporium canis* EN GATOS (*Felis catus*), SIN
APARENTES DERMATOPATÍAS, EN LA CIUDAD DE
TRUJILLO”**

TESIS para optar el título de:

MÉDICO VETERINARIO ZOOTECNISTA

FIGURELLA MAGDALENA CABANILLAS ARRIAGA

TRUJILLO, PERÚ

2016

La presente tesis ha sido revisada y aprobada por el siguiente Jurado:

.....
M.V. Mg. César Leopoldo Lombardi Pérez

PRESIDENTE

.....
M.V. M Sc. José Luis Villena Suárez

SECRETARIO

.....
M.V. Mg. Patricia Vilma Guerrero Díaz

VOCAL

.....
M.V. Mg. Roberto Briones Cabellos

ASESOR

DEDICATORIA

A Dios, mi todo, en el que siempre confío, el que está guiando y cuidando mis pasos día a día, el que es parte de mis alegrías y el que en los malos momentos me levanta, para continuar en esta gran aventura de la vida.

A mis padres Daniel y Magdalena, por todo su amor, su comprensión, sus consejos y enseñanzas; por brindarme las armas necesarias para enfrentar la vida e inculcarme la importancia de perseguir mis sueños.

A mis hermanos: Daniel, Ronald y Carmen, por ser los mejores cómplices, mi apoyo constante, mi alegría infinita, pero sobre todo por creer en mí siempre.

AGRADECIMIENTO

A la facultad de Ciencias Agrarias, a la escuela profesional de Medicina Veterinaria y Zootecnia, a mi asesor, M.V. Mg Roberto Briones Cabellos, por su dedicación y entusiasmo en la elaboración de esta tesis, a la Sra. Roxana Mendocilla, por su apoyo y confianza en el desarrollo de la misma; y a la Dra. Angélica Lozano por su constante guía.

A mí jurado, los doctores: César L. Lombardi Pérez, José Luis Villena Suárez y Patricia Guerrero Díaz, por su comprensión, sus consejos y su tiempo invertido en esta tesis.

A los centros veterinarios y sus respectivos médicos: “D’ Pelos”, “VetCenter”, “Canes”, y “San Andres”, por su buena disposición y apoyo total para la realización de esta investigación.

Al Dr. César Llaque Quiróz, quién me abrió las puertas de su centro veterinario hace muchos años, para poder aprender a través de él, todo sobre esta hermosa profesión, y quién a pesar de mis fallas siempre me brindó la confianza y las oportunidades para poder crecer poco a poco en este camino y no desistir.

A mis grandes amigas: Carol, Ana María, Alexandra, Susana, Betsy, Karina, por esta hermosa amistad que ha ido creciendo por tantos años.

A los amigos y futuros colegas que esta profesión me permitió conocer: Fiorela, Adrián, Alfonso, José Carlos, Elena y Karina con quienes hemos compartido muchos momentos memorables en nuestra vida universitaria.

A las amigas que Dios me puso en el camino: Claudia, Verónica, Azucena, Nadia, Cindy, Cecilia, Ana Claudia, Sonia y Natalí; de quienes, no solo aprendí cosas enriquecedoras para mi carrera, sino que también, compartí muchos momentos gratos y especiales

ÍNDICE GENERAL

	Pág.
CARÁTULA.....	i
APROBACIÓN DEL JURADO DE TESIS.....	ii
DEDICATORIA.....	iii
AGRADECIMIENTO.....	iv
INDICE GENERAL.....	v
INDICE DE CUADROS.....	vii
ANEXOS.....	viii
RESUMEN.....	ix
ABSTRACT.....	x
I. INTRODUCCIÓN.....	1
II. REVISIÓN DE LA LITERATURA.....	3
2.1. <i>Microsporum canis</i>	3
2.1.1. Etiología y distribución.....	4
2.1.2. Estructura y metabolismo.....	4
2.2. Transmisión y patogénesis.....	5
2.3. Frecuencia y prevalencia de <i>Microsporum canis</i> en gatos sanos.....	6
2.4. Métodos para determinación e identificación de dermatofitos.....	8
2.4.1. Toma de muestras.....	8
2.4.1.1. Raspado, depilado y frotado.....	8
2.4.2. Análisis de muestras.....	10
2.4.2.1. Lámpara de Wood.....	11
2.4.2.2. Método directo.....	12
2.4.2.3. Cultivos.....	13
III. MATERIALES Y MÉTODOS.....	14
3.1. Lugar de investigación.....	14
3.2. Población de estudio.....	14

	Pág.
3.3. Metodología.....	14
3.3.1. Identificación del animal.....	14
3.3.2. Toma de muestras.....	15
3.3.3. Procesamiento en laboratorio.....	15
3.3.3.1. Análisis directo.....	15
3.3.3.2. Cultivo.....	15
3.3.3.3. Comprobación de <i>Microsporum canis</i>	16
3.3.4. Análisis descriptivo.....	16
IV. RESULTADOS.....	17
4.1. Determinación de dermatofitos en muestras de gatos.....	17
4.2. Raza, sexo y edad de gatos positivos a <i>Microsporum canis</i>	18
4.3. Condiciones de salud de gatos sin aparentes dermatopatías positivos a <i>Microsporum canis</i>	19
4.4. Condiciones de vida de los gatos positivos a <i>Micosporum canis</i>	20
V. DISCUSIÓN.....	21
VI. CONCLUSIONES.....	25
VII. RECOMENDACIONES.....	26
VIII. BIBLIOGRAFÍA.....	27
ANEXOS.....	33

ÍNDICE DE CUADROS

	Pág.
Cuadro 1. Determinación de gatos positivos a presencia de esporas de dermatofitos al análisis con KOH 20% observado al microscopio.....	16
Cuadro 2. Aislamiento de <i>Microsporum canis</i> en Agar Sabouraud a partir de muestras de pelos de gatos sin aparentes dermatopatías	16
Cuadro 3. Lugar anatómico de aislamiento de <i>Microsporum canis</i> en gatos positivos sin aparentes dermatopatías...	17
Cuadro 4. Raza, sexo y edad de gatos sin aparentes dermatopatías positivos a <i>Microsporum canis</i>	17
Cuadro 5. Control preventivo de gatos sin aparentes dermatopatías positivos a <i>Microsporum canis</i>	18
Cuadro 6. Diagnósticos clínicos reportados por los centros veterinarios, de gatos sin aparentes dermatopatías positivos a <i>Microsporum canis</i>	18
Cuadro 7. Lugar de vivienda de gatos sin aparentes dermatopatías positivos a <i>Microsporum canis</i>	19
Cuadro 8. Convivencia con otros animales de los gatos sin aparentes dermatopatías positivos a <i>Microsporum canis</i>	19

ANEXOS

	Pág.
Anexo 1. Imágenes ilustrativas obtenidas de bibliografía.....	34
Anexo 2. Ficha para identificación de gatos a muestrear.....	35
Anexo 3. Formulación de Agar Sabouraud.....	36
Anexo 4. Imágenes ilustrativas obtenidas durante el desarrollo del estudio.....	37

RESUMEN

Se examinaron 50 gatos (*Felis catus*) de diferente edad, sexo y raza, sin aparentes dermatopatías procedentes de cinco clínicas veterinarias de la ciudad de Trujillo, con el propósito de determinar la presencia de *Microsporum canis*. Se obtuvieron por depilación, muestras de cabeza, cuello y miembros anteriores para ser observadas directamente en solución de KOH 20% al microscopio y posteriormente ser cultivadas en agar Sabouraud. De los gatos sin aparentes dermatopatías, el 8% resultaron positivos a la observación directa y el 22% por aislamiento de *Microsporum canis* en cultivo. No se encontró diferencia significativa por región corporal muestreada. La mayor incidencia se presentó en gatos machos jóvenes de raza mestiza y pelo corto, los cuales compartían el lugar de vivienda entre casa y calle, y que paralelamente convivían principalmente con perros. Epidemiológicamente demostramos que gatos sin aparentes de dermatopatías son portadores sanos de *Microsporum canis*.

ABSTRACT

Fifty cats of different ages, sex and race without apparent dermatopathies, treated in five veterinary clinics in the city of Trujillo, were examined in order to determine the presence of *Microsporum canis*. Head, neck and anterior limb samples were obtained by depilation for being directly observed with KOH 20% solution in a microscope, and subsequently culture on Sabouraud agar. About the cats without apparent dermatopathies, 8% were positive for direct observation and 22% for *Microsporum canis* isolation in culture. No significant difference was found for sampled body region. The highest incidence was found in young males of mongrel and short hair, who share the place of housing between house and street, and who, in parallel, lived mainly with dogs. Epidemiologically we demonstrated that cats with no apparent dermatopathies are healthy carriers of *Microsporum canis*.

I. INTRODUCCIÓN

Una de las dermatopatías más frecuentes en la clínica de animales de compañía son los dermatofitos en gatos (García e Ynajara, 2001; Internacional Cat Care, 2015), el principal agente aislado es *Microsporum canis* el cual es considerado zoonótico (Cervantes-Olivares y otros, 2000). Su aislamiento de piel y pelo de gatos aparentemente sanos y con evidentes afecciones dermatológicas llegan hasta el 60% de prevalencia (Betancourt y otros, 2009). Se ha descrito, que los gatos aparentemente sanos, pueden también encontrarse desarrollando una fase infectiva de *M. canis*, por lo que podrían considerarse como portadores y diseminadores de la enfermedad hacia las personas u otros animales domésticos a través del contacto directo o de fómites (Acha y Szyfres, 2003).

Para el diagnóstico y determinación de *M. canis* en gatos sin aparente dermatopatías, se utilizan técnicas como el raspado, depilado y frotación de las zonas corporales de la piel como cara, cuello y miembros anteriores (Moriello y Deboer, 1991); para el examen directo se describen a la lámpara de Wood o la observación al microscopio con hidróxido de potasio (KOH) al 20% como las técnicas más empleadas (Segundo y otros, 2004), además las muestras pueden ser cultivadas en agar Sabouraud acompañado de antibióticos, por 21 días para determinar el género y especie del dermatofito (Betancourt y otros, 2009).

En el distrito de Trujillo no se reportan datos de la prevalencia de gatos portadores de *M. canis*, por ello en el presente estudio se tuvo como objetivo determinar la presencia este dermatofito en gatos sin aparentes dermatopatías.

II. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

2.1 *Microsporum canis*

2.1.1 Etiología y distribución

Microsporum canis, es un dermatofito perteneciente al reino Fungi, división Ascomycota, clase Eurotiomycetes, orden Onygenales y familia Arthrodermataceae (Shafiee, Khosravi y Ashrafi, 2014).

Por el tipo de hospedero, se clasifica en el grupo de dermatofitos zoofílicos, los cuales suelen infectar principalmente a los animales (Center for Food Security & Public Health, 2013), pero estos a su vez pueden ser transmitidos hacia los humanos, siendo estrato más afectado los niños (Caprilli y otros, 1997); *M. canis* fue descubierto por primera vez en el perro, de ahí que lleva su nombre como especie “*canis*” (Viagué-Vallanet y Paugam, 2009); los hospederos más frecuentes son los mamíferos como el gato, perro, caballo y el conejo (Kane y otros 2000), por otro lado, siendo menos frecuente también se presenta en otros animales como vacunos, ovinos, caprinos, camélidos y porcinos; de entre todos los antes mencionados el principal reservorio es el gato (Valdivia, 2003).

Este dermatofito presenta una distribución mundial, siendo comúnmente encontrado en regiones tropicales y subtropicales, por tanto, para su reproducción se necesitan de ambientes húmedos y calientes, sus esporas son muy resistentes a condiciones climáticas adversas, pudiendo así permanecer en estado de latencia hasta por dos años, además pueden encontrarse sobre cualquier material con el que un animal infectado haya tenido contacto (Center for Food Security & Public Health, 2013).

2.1.2 Estructura y metabolismo

La forma infectante de *M. canis* son las artrosporas, también llamadas artroconidias; las cuales son asexuadas (Center for Food Security & Public Health, 2013); cada artroconidia generara una hifa, necesitando del proceso de mitosis en donde el núcleo inicial es replicado, formando células hijas, que son septadas (hifa en forma de raqueta), y son las encargadas de dar la estructura alargada de las hifas; cada una de las células posee un poro, que permite la comunicación entre las mismas a través del protoplasma. Para la formación de una artroconidea, una de las células hijas especializada de la hifa sufre un engrosamiento de su pared celular y por lo tanto la condensación de su protoplasma. Los conidios propios de la especie *M. canis* se dividen según su tamaño en dos, las más grandes son las macroconidias que poseen un tamaño de 35-110 x 12-25 μm , son fusiformes, puntiagudos, de paredes gruesas y rugosas, además son multicelulares y poseen un promedio de seis a doce células o lóculos; cada uno de estos lóculos, contienen esporas nuevas para la reproducción; por otro lado, se presentan escasamente algunas microconidias que poseen un tamaño de 1 – 2 μm , son piriformes y se organizan a manera de racimos que crecen lateralmente a la hifa (Bial-Arístegui, 2002). La estructura de *M. canis* se muestra en el Anexo 1 – Figura 1.

El pelo de un gato en buena condición alimenticia, presenta estructuralmente una gran cantidad de queratina, convirtiéndose así en blanco perfecto para la invasión por dermatofitos (Grappel, Bishop y Blank, 2004), ya que justamente hongos como *M. canis* posee un metabolismo queratolítico, para lo cual, emplea enzimas queratinazas que degradan la queratina en peptonas para obtener nitrógeno, el cual es necesario para el crecimiento y propagación de dermatofitos (Wagner y Sohnle, 2005).

2.2 Transmisión y patogénesis

La transmisión entre huéspedes, ocurre por contacto directo, con un huésped infectado o por contacto con fómites como, pelos o escamas de la piel encontrados en habitaciones, muebles, utensilios, etc. (Hainer, 2003). Una vez realizada la transmisión de las artroconidias hacia un animal sano, los dermatofitos poseen dos mecanismos para la infección de un hospedero, los cuales son la adhesión y la invasión. La adhesión de las esporas hacia el tejido del hospedero, se genera gracias a las enzimas proteasas encontradas en el dermatofito. Las principales proteasas encargadas de la adhesión son las subtilinas; dentro de ellas, específicamente la Sub 3 (Baldo y otros, 2010), la cual actúa como un ligando en la superficie de las células hospederas sin tener ninguna actividad enzimática en ellas. Cuando el proceso de adhesión está establecido se inicia la invasión, en la cual las hifas del dermatofito se anclan a los tejidos del hospedero; el inicio de la invasión se realiza a través de la disolución de los puentes de disulfuro del tejido queratinizado, ello es realizado debido a que el dermatofito presenta el gen *Ssu1* que codifica una bomba de eflujo de sulfito, la excreción de éste, permite la lisis de las proteínas para el posterior acceso de las enzimas fúngicas a la queratina (Kunert, 2002).

La posibilidad de que solo exista una adhesión de dermatofitos en la superficie corporal del animal o que pueda establecerse una invasión, depende de la capacidad inmunológica del hospedero, para generar la resolución o progreso de la infección; la primera forma de defensa del organismo es a través de la barrera química conformada por el sebo, los ácidos grasos y el sudor que son potenciales inhibidores de dermatofitos (Müller, 2003), posterior a esta primera barrera, en un individuo sano durante una infección aguda, se produce una respuesta inmune inespecífica de tipo celular, en donde los leucocitos Th1 producen

citoquinas proinflamatorias como la Interleuquina 2 (IL-2) y el interferón (INF) para la defensa de la piel; en las exposiciones por segunda vez al agente causal o en infecciones crónicas se activa la respuesta de tipo humoral generándose la liberación de IgE e IgG, ante los antígenos del dermatofito (Giddey y otros, 2007).

Sin embargo, aquellos animales que cursan un estado de inmunosupresión, como malas condiciones higiénicas, estado de desnutrición, animales jóvenes o gerontes, aquellos que inician la madurez sexual, la presencia de infecciones parasitarias, microbianas o virales; todos ellos, están propensos a presentar una pobre respuesta inmune, frente a la invasión por dermatofitos, permitiendo así, que pueda establecerse una dermatofitosis (Müller, 2003).

La cantidad de inóculo requerida para desencadenar una infección en gatos, es de seis artroconidias, esperando que haya una respuesta de infección en treinta días, mientras tanto el animal puede permanecer como un portador sano; en la fase de adhesión del dermatofito, posterior a los treinta días se convierte en un portador infectado, ya que se inicia la fase invasiva del dermatofito; en este punto, si existe una buena respuesta inmunitaria, se da una recuperación espontánea, aproximadamente a los cincuenta días; en animales que no superan este periodo, que usualmente son aquellos individuos de baja defensa inmunitaria, suelen presentar sintomatología clínica; en ellos, es necesario establecer un tratamiento a base de antimicóticos (Duek y otros, 2004).

En aquellos portadores infectados, es decir en aquellos animales que manifiestan la sintomatología clínica, *M. canis* es capaz de colonizar tejidos queratinizados como el estrato córneo de la epidermis, las uñas y el cabello (Wagner y Sohnle, 2005). La profundidad de ataque del

dermatofito llega a tener alcance hasta la epidermis, destruyendo el estrato corneo queratinizado (pelos y piel); posteriormente los filamentos del dermatofito, ya establecidos en el estrato corneo, ingresan hacia el fondo del infundíbulo piloso invadiendo el pelo hasta el cuello del bulbo (lugar donde se realiza la queratinización), así el pelo queda desprovisto de queratina y comienza a perder su estructura, lo que genera una debilidad a nivel del mismo y por tanto cae. Externamente, la lesión se expande de forma centrífuga y periférica, quedando centralmente una capa circular desprovista de queratina, con los bordes activos en donde se suele encontrar la mayor cantidad de dermatofitos (Valdivia, 2003).

Las principales manifestaciones clínicas, usualmente son caracterizadas por un área central clara, acompañada de inflamación y eritema severa en los bordes, también puede presentarse descamación y ocasionalmente puede encontrarse ampollas. En pieles con pelo, el pelo se vuelve débil y aparecen las áreas con alopecia (Center for Food Security & Public Health, 2013). Las imágenes ilustrativas a las manifestaciones clínicas se encuentran en el Anexo 1 - Figura 2 y 3.

2.3 Frecuencia y prevalencia de *M. canis* en gatos sanos

En muchos estudios se demuestra que la fuente más común de infección son los gatos (82%) y en menor frecuencia los perros (18%). Aun cuando se sabe que hay mayor probabilidad de aislar *M. canis* en gatos infectados con lesiones evidentes; también existe una moderada probabilidad de aislamiento de este agente en gatos asintomáticos, que pueden ser aquellos infectados aun sin signos clínicos aparentes o que solo son portadores mecánicos transitorios (Guida y otros, 2008).

En España, en un estudio para el aislamiento de *M. canis*, en una población de 56 gatos dermatológicamente sanos, 12 gatos resultaron ser positivos a este dermatofito (Cabañes, 2000). En Italia, 173 gatos sin lesiones evidentes fueron analizados para determinar la presencia de *M. canis*, resultando de la cantidad total 82 portadores de este dermatofito (Maslen, 2000). En México, de 68 gatos sanos, 26 resultaron ser positivos al aislamiento de *M. canis* (Segundo y otros, 2004). En Argentina, de 185 gatos hogareños aparentemente sanos, 82 resultaron ser positivos al aislamiento de *M. canis* (Guida y otros, 2008). En Chile, de 50 gatos evaluados, de tres clínicas veterinarias, 30 gatos mostraron ser positivos a *M. canis* tras su aislamiento en laboratorio (Betancourt y otros, 2009). Las diferencias porcentuales de lo obtenido y lo esperado pueden deberse a factores como temperatura ambiental, la humedad, estación del año (Padilla y otros, 2002; Venturini y otros, 2006), justamente la mayor cantidad de casos de aislamiento de *M. canis* ha sido en estaciones de mayor humedad como en primavera y verano (Rodríguez y otros, 2007).

Un factor asociado a la frecuencia de presentación de la dermatofitosis en gatos es el lugar de donde provienen; la mayoría de gatos infectados provienen de zonas rurales, mucho más que de la ciudad; ello puede estar asociado a su condición de geofílico, además del poco cuidado que reciben los gatos en estos lugares (Maraki y Tsetentis, 2008). El ambiente en donde habita el gato también predispone al desarrollo y contagio de dermatofitos, así pues, gatos que viven en la calle o que alternan su lugar de vivienda entre casa y calle poseen tienen mayor número de aislamiento de *M. canis* a diferencia de aquellos que solo viven en casa (Cabañes, 2000; Menges y Georg, 2001).

En cuanto a la edad de los gatos, algunos autores no han determinado diferencias significativas en los porcentajes de aislamiento de *M. canis* (Cervantes-Olivares y otros, 2000); sin embargo, algunos otros, han establecido que los gatos menores de un año, presentan mayor proporción de cultivos positivos a *M. canis* (Romano y otros, 2007; Paixáo y otros, 2001), así también en el caso de gatos adultos, aunque con poca proporción de positividad, se ha encontrado en aquellos diagnosticados con el Virus de Inmunodeficiencia Felina (VIF) o el Virus de Leucemia Felina (VILeF) y en aquellos con cáncer o con terapias inmunosupresoras (Balazs, 2006).

Sobre el sexo de los gatos, los resultados obtenidos tras las investigaciones no han sido estadísticamente significativas para determinarlo como un factor predisponente en la frecuencia de dermatofitosis (Romano y otros, 1997; Cervantes-Olivares y otros, 2000; y Paixáo y otros, 2001); por otro lado, en cuanto a la raza, se ha descrito que gatos dermatológicamente sanos de razas de pelo largo como Angora y Persa son predisponentes al desarrollo de dermatofitos (Zaror y otros, 1988).

2.4 Métodos para determinación e identificación de dermatofitos

Nunca se debería diagnosticar una dermatofitosis basándose solo en la observación de lesiones en el individuo, ya que muchas enfermedades dérmicas en animales pueden manifestarse con características clínicas similares, por lo que, es necesario recurrir a exámenes de diagnóstico complementarios para llegar a la identificación de un dermatofito en específico; en este caso, para *M. canis*, se emplean técnicas desde las más simples a las más complejas, para poder evidenciar la presencia del dermatofito en el hospedero (Venturini y otros, 2006).

2.4.1 Toma de muestras

2.4.1.1 Raspado, depilado y frotado

Los métodos más empleados para la toma de muestras de animales para análisis de dermatofitos son el raspado, el depilado y el frotado (Cervantes-Olivares y otros, 2000); todas las formas de toma de muestra necesitan siempre de una previa desinfección de la zona con alcohol al 70% (Betancourt y otros, 2009).

Sobre el raspado, se emplea una hoja de bisturí para raspar de forma directa sobre las zonas claves de desarrollo de dermatofitos en el cuerpo del animal, habiendo sido descritos la cabeza, cuello y miembros anteriores; con este método, se pueden observar pelos y escamas de la piel del animal (García e Ynaraja, 2001). En cuanto al depilado de zona, se basa en extraer directamente pelos con una pinza anatómica estéril de las mismas zonas estratégicas antes mencionadas. Por otro lado, últimas investigaciones, han descrito el método de Mariat y Tapia (método del frotado), en el que se emplea un trozo de alfombra o tapete estéril de medidas de 4 x 4 cm, éste debe ser frotado enérgicamente sobre las zonas de interés antes ya mencionadas (Zaror y otros, 1988).

De las técnicas anteriormente mencionadas, los estudios determinaron que no existe una diferencia significativa sobre los resultados obtenidos por las diferentes técnicas para el aislamiento de *M. canis* en gatos dermatológicamente sanos, sin embargo, actualmente las más empleadas son la técnica del depilado y del frotado, y en menor frecuencia el raspado, ya que no se obtienen buenos resultados con esta técnica y la toma de muestras necesita de sujeción especial para los gatos (Betancourt y otros, 2009).

2.4.2 Análisis de muestras

2.4.2.1 Lámpara de Wood

Permite determinar la presencia del dermatofito directamente en el mismo hospedero sin necesidad de realizar una toma de muestras; para ello, el animal es expuesto a la Lámpara de Wood, que posee una luz ultravioleta contenida, que expone una fluorescencia verde-amarillenta característica de la especie *M. canis*, esto se debe a los metabolitos del aminoácido triptófano, producidos al invadir folículos en crecimiento activo. Para utilizar la Lámpara de Wood correctamente, hay que dejarla calentar, una vez encendida, durante 10 minutos, tiempo necesario para que se establezca la longitud de onda de la luz. Se ha mencionado que la Lámpara de Wood no es un método recomendable para tamización de dermatofitos en los gatos, sobre todo en aquellos sanos; en un estudio de 22 gatos dermatológicamente sanos positivos a *M. canis* a través de cultivo, solo el 20% fue positivo a la Lámpara de Wood. Por otro lado, la desventaja de este método es que se pueden producir falsos positivos si el animal se encuentra utilizando algunos medicamentos tópicos (García e Ynaraja, 2001).

2.4.2.2 Método directo

Son exámenes inespecíficos que permiten establecer la presencia de un dermatofito en un hospedero a través de la observación de artrosporas o hifas; sin embargo, no permite determinar el género o la especie del mismo. El método directo abarca la observación de las muestras (pelos o escamas de piel) al microscopio, agregando previamente KOH al 20% para la identificación de estructuras micóticas, la cantidad necesaria de muestra para análisis debe ser lo suficiente como para que pueda ser cubierta por una lámina cubreobjetos

(Betancourt y otros, 2009). El resultado de encontrar con el examen directo, hifas o artrosporas en gatos dermatológicamente sanos, significa que es posible que *M. canis* se encuentre realizando el mecanismo de infección de adherencia (Baldo y otros, 2008).

2.4.2.3 Cultivos

Los cultivos permiten determinar exactitud el género y la especie del dermatofito a través de medios de cultivos específicos, su descripción post crecimiento y el análisis microscópico para determinación de la especie. Es necesario conocer las condiciones de crecimiento del tipo de dermatofito a aislar; en el caso de *M. canis*, se conoce que posee colonias de crecimiento rápido, además tiene un tiempo promedio de crecimiento de 21 a 30 días, necesitando para ello una temperatura de entre 25°C – 30°C. El crecimiento de *M. canis* se manifiesta con un micelio blanco, de aspecto lanoso, bordes desflecados que posteriormente demuestra un centro pulverulento, presenta un pigmento muy ligero con tonalidades cremas, grises o pardas en cultivos viejos, al reverso del crecimiento presente un tinte amarillo rojizo abundante (Bial-Arístegui, 2002).

Se han descrito dos medios de cultivo principales que permiten el crecimiento de *M. canis*, los cuales son Agar Sabouraud Glucosado y Agar Lactrimel. El primero, suele ser un medio de cultivo estándar para el crecimiento de todo tipo de hongos, ya que permite el desarrollo de factores de crecimiento del nitrógeno; la alta concentración de glucosa aportada por este medio permite ser una fuente de energía para el crecimiento de hongos; así mismo, presenta un pH 5.6, el cual es óptimo para el desarrollo de hongos. Ambas características mencionadas, inhiben parcialmente el crecimiento de bacterias, ya que este medio no es selectivo para ellas; por esta razón, al Agar Sabouraud Glucosado se le suele añadir generalmente un o dos antibióticos como la gentamicina,

cloranfenicol, penicilina o estreptomicina, para reforzar su capacidad antimicrobiana (Sutton, 2003). Además, este Agar posee como ventaja el ser transparente, ya que ello permite observar el color del reverso de la colonia, lo que es de gran importancia para la identificación final del género (García e Ynaraja, 2001).

En cuanto al Agar Lactrimel, aunque es poco utilizado, se emplea para favorecer la producción de pigmentos y la esporulación de la mayoría de dermatofitos; su composición es a base de harina de trigo, leche descremada en polvo, agar base y miel; esta composición total permite un mejor desarrollo de hifas y artroesporas (Domínguez, 2001; Feo y Pacheco, 2005). Este medio de cultivo, al igual que el Agar Sabouraud, necesita sustancias inhibitorias de bacterias en caso de que la muestra proceda de zonas contaminadas, por ello se le agregan antibióticos como cloranfenicol, gentamicina y cicloheximida. Un estudio permitió comparar la capacidad de aislamiento de *M. canis* por medio del Agar Sabouraud sobre el Agar Lactrimel, se encontró que no existe diferencia significativa en cuanto a la cantidad de muestras positivas de gatos sanos (Betancourt y otros, 2009).

III. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1 Lugar de investigación

El presente trabajo se realizó en cinco consultorios veterinarios del distrito de Trujillo y en el laboratorio de Microbiología y Parasitología Veterinaria de la Universidad Privada Antenor Orrego durante el período comprendido entre marzo a octubre del 2016.

3.2. Población de estudio

Se consideraron cincuenta gatos atendidos en los centros veterinarios: “MEDIVET”, “VETCENTER”, “SAN ANDRES”, “D’PELOS” y “CANES”, en cada establecimiento se incluyeron diez animales clínicamente libres de dermatopatías.

3.3 Metodología

3.3.1 Identificación del animal

Los animales atendidos en los centros veterinarios fueron identificados en una ficha clínica (Anexo 2).

3.3.2 Toma de muestras

Previamente a la toma de muestra se inmovilizó al paciente tomando firmemente el pliegue cutáneo de la nuca y en animales muy nerviosos se cubrió la cabeza y/o parte del cuerpo con una toalla (Haupt, 2005). Posteriormente, utilizando guantes estériles, se extrajo por depilación una pequeña cantidad de pelo de la piel de cabeza, cuello y miembros anteriores. Las muestras se almacenaron en un frasco estéril previamente identificado hasta su procesamiento en laboratorio.

3.3.3 Procesamiento en laboratorio

3.3.3.1 Examen directo

El primer tamiz para la determinación de dermatofitos, fue la realización del examen directo de las muestras, algunos pelos de las muestras obtenidas a partir del depilado, fueron puestos en una lámina porta objetos con una gota de KOH al 20% y se cubrió con una laminilla cubreobjetos; esta lámina fue llevada al mechero para ser levemente calentada y así, permitir una mejor disolución de la preparación; se observó la lámina al microscopio con los objetivos de 10X y 40X, tomándose nota de los resultados obtenidos (Giusiano, 2010).

3.3.3.2 Cultivo

Se empleó Agar Sabouraud Glucosado al 4% con Cloranfenicol y Gentamicina según las cantidades ya establecidas por el fabricante (Descripción adjunta en Anexo 3 – Tabla 1).

Se pesó la cantidad necesaria del Agar Sabouraud en polvo en una balanza electrónica, esta fue puesta en un matraz con una cantidad proporcional de agua destilada y se midió el pH; posteriormente se hirvió para disolver la mezcla y concluido ello se procedió a esterilizar el medio en un autoclave por 15 minutos a 15 lb de presión. Al término de la esterilización, se retiró el matraz y se lo deja enfriar hasta 40°C; se le agregó los antibióticos determinados, se homogenizó la mezcla y se procedió a servir en placas Petri de 60mm, dejándolas enfriar hasta la solidificación del medio de cultivo (Giusiano, 2010). En las placas con medio de cultivo se inoculó las muestras obtenidas, se llevaron a incubación por a 28°C por 21 días, haciendo el control de las placas cada 24-48 horas, para verificar del desarrollo de dermatofitos.

3.3.3.3 Comprobación de *Microsporium canis*

Utilizando un asa de siembra, se tomó y extendió una pequeña muestra del cultivo sobre una lámina portaobjetos; se adicionó azul de lactofenol para su fijación y su posterior observación al microscopio para la identificación de macro y microconidias de *M. canis*.

3.3.4 Análisis descriptivo

Para la descripción de este estudio se consideraron porcentajes, organizados en tablas de contingencia con de la población de acuerdo a un doble criterio de clasificación, presencia o ausencia de dermatofitos en gatos clínicamente sanos a dermatosis para obtener la descripción de las bivariantes de la población.

IV. RESULTADOS

4.1 Determinación de dermatofitos en muestras de gatos

En el cuadro 1 se describe la presencia de esporas de dermatofitos al examen directo de pelo con KOH 20%, encontrándose que solamente 4 animales (8%) resultaron positivos.

Cuadro 1. Determinación de gatos positivos a presencia de esporas de dermatofitos al análisis con KOH 20% observado al microscopio

Positivos con KOH 20%	Gatos analizados	Porcentaje
	n	%
Positivos	4	8
Negativos	46	92
Total	50	100

El porcentaje de muestras positivas al aislamiento de *Microsporum canis*, en cultivos de agar Sabouraud fue de 22% como se muestra en el cuadro 2.

Cuadro 2. Aislamientos de *Microsporum canis* en Agar Sabouraud a partir de muestras de pelos de gatos sin aparentes dermatopatías.

Aislamientos	Gatos analizados	Porcentaje
	n	%
Positivos	11	22
Negativos	39	78
Total	50	100

Se describe en el cuadro 3, la relación del lugar anatómico de toma de muestras respecto al aislamiento de *Microsporium canis*, siendo la piel de cara y cuello los que muestran una ligera predilección por el dermatofito.

Cuadro 3. Lugar anatómico de aislamiento de *Microsporium canis* en gatos positivos sin aparentes dermatopatías

Lugar anatómico	Gatos positivos	Porcentaje
	n	%
Cara	4	36
Cuello	4	36
Miembros anteriores	3	28
Total	11	100

4.2 Raza, sexo y edad de gatos positivos a *Microsporium canis*

Sobre la raza se encontró que los gatos mestizos y de pelo corto son más susceptibles a *Microsporium canis*, así mismo, respecto al sexo se halló una mayor predisposición por dermatofitos en machos, determinándose que la edad más propensa de presentación es entre 7 a 24 meses de edad (jóvenes), así como se describe en el cuadro 4.

Cuadro 4. Raza, sexo y edad de gatos sin aparentes dermatopatías positivos a *Microsporium canis*

Gatos Positivos	Raza			Sexo			Edad			Total
	Pelo corto	Pelo largo	Total	♂	♀	Total	≤ 6 m	7 m - 2 a	3 a - 10 a	
n	8	3	11	7	4	11	2	5	4	11
%	73	23	100	63	37	100	18	46	36	100

4.3 Condiciones de salud de gatos sin aparentes dermatopatías positivos a *Microsporium canis*.

En cuanto al control preventivo de los gatos positivos, solo 6 (55%) se encontraron solamente desparasitados, como lo muestra el cuadro 5.

Cuadro 5. Control preventivo de gatos sin aparentes dermatopatías positivos a *Microsporium canis*.

Control preventivo	Gatos positivos	Porcentaje %
Solo desparasitado	6	55
Vacuna + Desparasitación	2	18
Ningún tratamiento	3	27
Total	11	100

El cuadro 6, se describen los diagnósticos clínicos que recibieron los gatos sin aparentes dermatopatías positivos a *Microsporium canis*, siendo su mayoría enfermedades virales con un 46%.

Cuadro 6. Diagnósticos clínicos reportados por los centros veterinarios, de gatos sin aparentes dermatopatías positivos a *Microsporium canis*,

Enfermedades diagnosticadas		Gatos positivos n	Porcentaje %
Virales	Complejo Respiratorio Felino	2	46
	Peritonitis infecciosa Felina	1	
	Gingivoestomatitis crónica Felina	1	
	Panleucopenia Felina	1	
Bacterianas	Piometra cerrada	2	18
Parasitarias	Toxocariosis	2	18
Neoplásicas	Adenocarcinoma mamario	1	9
Idiopáticas	Enf. del tracto urinario inferior	1	9
Total		11	100

4.4 Condiciones de vida de los gatos positivos a *Microsporum canis*

Aquellos gatos que compartían su lugar de vivienda tanto entre calle y casa, tuvieron mayor porcentaje de presentación (64%), según como lo muestra el cuadro 7.

Cuadro 7. Lugar de vivienda de gatos sin aparentes dermatopatías positivos a *Microsporum canis*.

Lugar de vivienda	Gatos positivos n	Porcentaje %
Vivienda solo en casa	4	36
Vivienda calle / casa	7	64
Total	11	100

El cuadro 8, determina con qué animales los gatos positivos a *Microsporum canis* convivían, teniendo en su mayoría una convivencia directa con perros.

Cuadro 8. Convivencia con otros animales de los gatos sin aparentes dermatopatías positivos a *Microsporum canis*.

Convivencia con animals	Gatos positivos n	Porcentaje %
Perro	7	63
Gato	3	28
Conejo	1	9
Total	11	100

V. DISCUSIÓN

La evaluación inicial del examen directo de muestras de pelo obtenidas por raspado de 3 regiones anatómicas, determina que solo el 8% de gatos resultaron ser positivos a la observación directa con KOH 20% (Anexo 3 – Figura 4); García e Ynanjara (2001) indican que este tipo de exámenes permite el diagnóstico de menos del 30% de casos, pudiendo brindar falsos negativos o positivos, la recomendación del autor es el cultivo; por tanto, lo citado puede sustentar el que solo un 8% de gatos hayan sido positivos al examen directo, ocultando también lo que fue confirmado en los cultivos de pelos en Agar Sabouraud, determinando que el 22% de gatos sin aparentes dermatopatías resultaron ser positivos a *Microsporum canis* (Anexo 3 – Figura 5 y 6); según lo reportado en Italia por Maslen (2000), en Argentina por Guida y otros (2008), y en Chile por Betancourt y otros (2009), el 60% de casos analizados fueron positivos a *M. canis* al aislamiento con Agar Sabouraud; mientras que en España, lo reportado por Cabañes y otros (2000), y en México por Segundo y otros (2004), encontraron un porcentaje de incidencia del 25% de gatos positivos a *M. canis*. Se puede mencionar que los valores obtenidos se encuentran dentro del parámetro esperado según lo reportado en México y España; sin embargo, se espera que las diferencias porcentuales halladas pueden deberse a factores como temperatura ambiental, humedad y estación del año, según Padilla y otros (2002); Venturini y otros (2006) y Rodríguez y otros (2007) determinaron que estos casos se presentan más en estaciones de temperaturas altas y mayor humedad, principalmente en verano, ello puede explicar el bajo porcentaje de casos positivos, ya que el presente estudio fue realizado en meses de invierno e inicios de primavera.

Sobre las regiones anatómicas de mayor aislamiento de *M. canis* de gatos sin aparentes dermatopatías, compartieron tanto cara y cuello como los lugares de mayor aislamiento con 36%, mientras que los miembros anteriores con 28%; aunque Zaror y otros (1988) mencionan que las regiones analizadas deberían compartir un promedio de 30%, lo obtenido se encuentran entre el promedio esperado por los autores.

En cuanto a las razas, 73% de los gatos positivos resultaron ser de pelo corto mestizos, y contrariamente los gatos de pelo largo, entre Angoras y Persas, obtuvieron un 27%; según reportaron Zaror y otros (1988), las razas más predisponentes al aislamiento de este dermatofito son razas de pelo largo como el Angora y Persa, y por tanto deberían tener un mayor porcentaje prevalencia, ya que estos poseen mayor cantidad de pelaje corporal, y por ende mayor cantidad de queratina que sirve para el metabolismo del dermatofito; sin embargo los resultados pueden estar sujetos al comportamiento de la raza, ya que estos últimos tienden a ser más hogareños, según menciona Romano y otros (2007).

Sobre el sexo de los gatos sin aparentes dermatopatías positivos a *M. canis*, el 63% de casos fueron machos y el 37% restante hembras, aunque Romano y otros (1997), Cervantes-Olivares y otros (2000) y Paixáo y otros (2001), mencionan que no se han obtenido resultados significativos que establezcan al sexo como un factor predisponente; en nuestro caso los porcentajes obtenidos son muy diferenciados y ello pueden estar asociados al comportamiento de los gatos machos, quienes adentrados en su juventud inician su exposición a la calle y por ende tienden a estar más en contacto con otros animales. Justamente, sobre las edades más vulnerables de gatos sanos sin aparentes dermatopatías, en este estudio se reportaron en mayor cantidad jóvenes con 46%, en menor proporción adultos con 36% y por último cachorros con 18%; lo encontrado guarda relación con lo reportado por Romano y otros (2007),

Paixáo y otros (2001) y Balazs (1999), mencionando que tanto los gatos jóvenes como gatos adultos, pueden ser predisponentes al desarrollo de *M. canis*; según sostienen Bortnick y otros (1999), en ambos casos, esta predisposición es por una falta de madurez inmunológica o por una mala o pobre respuesta, que tanto la edad juvenil como adulta acarrea, siendo básicamente porque lo más jóvenes por sus hábitos de caza y reproducción se exponen a contacto con otros animales tanto sanos o posiblemente infectados con este dermatofito.

Sobre el control sanitario de los gatos positivos a *M. canis* se determinó que el 55% de gatos fueron solo desparasitados, el 18% fueron vacunados y desparasitados, mientras que el 27% restante no tuvo ningún control sanitario durante su vida; relacionando estos valores con los diagnósticos clínicos que recibieron los gatos positivos, reportados por parte de los centros veterinarios de donde provenían, se encontró que el 46% de ellos cursaban enfermedades virales tales como Peritonitis infecciosa felina, Gingivoestomatitis crónica felina y Complejo respiratorio felino; un 18% presentó enfermedades bacterianas como Piometra, por otro lado, otro 18% manifestó enfermedades parasitarias como Toxocariasis; un 9% fue identificado con enfermedades idiopáticas como Enfermedad del tracto urinario inferior, y otro 9% para neoplasias como Adenocarcinoma. Acotando a lo encontrado, Balazs (2006) menciona que aquellos gatos que son diagnosticados con enfermedades virales como el VIF o VILeF, o aquellos con problemas cancerígenos o terapias inmunosupresoras, tienden a ser los gatos más predispuestos a desarrollar *M. canis*, concordando con lo hallado en este estudio.

Por otro lado, sobre el lugar de vivienda de los gatos sin aparentes dermatopatías positivas a *M. canis*, se determinó que el hábitat más frecuente es entre casa y calle obteniendo con ello un 64% del total de casos, mientras que el lugar de vivienda solamente como casa obtuvo un 36%; lo determinado se ajusta con lo que sustenta Cabañes (2000), expresando que gatos que viven solamente en casa obtienen porcentajes inferiores de aislamiento de *M. canis*, a diferencia de aquellos que comparten tanto casa y calle, ya que estos últimos tienden a estar más en contacto con otros animales de lugares exteriores que podrían estar desarrollando una dermatofitosis; así mismo, lo obtenido a su vez se contrapone parcialmente a Menges y Georg (2001) quienes aseveran que los gatos caseros podrían tener mayor probabilidad de aislamiento de *M. canis*, ya que muchos de ellos tienden a pasar periodos de estrés, sobretudo en la edad juvenil, cuando solo son confinados a casa y mucho más conviven con otros animales portadores o que se encuentren desarrollando la fase infecciosa de la enfermedad; cabe mencionar que a la consulta con los propietarios de los gatos positivos a *M. canis*, ninguna de las otras especies con las que estos convivían, evidenció tener problemas dermatológicos. Justamente, dentro de las especies de animales con quienes los gatos positivos a *M. canis* sin aparentes dermatopatías mantenían convivencia directa se encontró que, el 63% de gatos convivían con perros, el 28% convivían solo con otros gatos y el 9% convivían solo con conejos; los resultados obtenidos concuerdan con Zaror y otros (1988) quienes determinaron que se puede aislar *M. canis* tanto de gatos como perros sin signos clínicos de dermatofitosis, así mismo, Zaror y Casas (1988) comprobaron el aislamiento de *M. canis* a partir de conejos angora sanos; por ello no se debe pasar por alto la función de otras especies como portadores sanos de este dermatofito.

La capacidad del gato como un portador sano de *M. canis*, se ve reflejado en lo obtenido por este estudio, considerando que los factores como edad, sexo, raza, estado de salud y lugar donde habitan, refuerzan la idea que los gatos bajo condiciones específicas, son potenciales portadores sanos de este dermatofito, importante no solo para salud de los animales, sino también para las personas, siendo ello confirmado por Caprilli y otros (1997), quienes confirmaron que el gato sano juega un rol preponderante en la transmisión de este dermatofito hacia las personas, especialmente para los niños.

VI. CONCLUSIONES

- La evaluación clínica y el examen directo de muestras de pelos, no brindan un diagnóstico confiable de dermatofitos.
- El cultivo fúngico, empleando Agar Sabouraud, es el método de elección para el aislamiento y tipificación de dermatofitos como *Microsporum canis*.
- No existe una diferencia significativa entre el lugar de zona de muestra para el aislamiento de dermatofitos.
- Principalmente, son susceptibles a *Microsporum canis* gatos jóvenes, machos, de pelo corto y raza mestiza, que cursan enfermedades virales, y comparten su hábitat entre calle y casa, teniendo a su vez mayor contacto con perros.

VII. RECOMENDACIONES

- Evaluar a personas en contacto con gatos sin aparentes dermatopatías positivos a *Microsporium canis*, debido su importancia zoonótica.
- Realizar investigaciones en diferentes épocas del año, para comparar la prevalencia de *Microsporium canis* en gatos.
- Solicitar cultivos fúngicos en práctica clínica para un diagnóstico definido de dermatofitos.
- Un apropiado control sanitario de los gatos, disminuirá la probabilidad de manifestación de dermatofitos, además de su potencial capacidad de contagio hacia otros animales o personas.

VIII. BIBLIOGRAFÍA

- ACHA, P. y SZYFRES, B. 2003. Zoonoses and communicable diseases common to man and animals. *Bacterioses and mycoses*, 1(3):332-339.
- BALAZS, V. 2006. Dermatofitosis: Por qué hay tantos errores en su diagnóstico. *Revista Mevepa*, 19(3): 29.
- BALDO, A.; TABART, J.; VERMOUT, S.; MATHY, A.; COLLARD, A. y LOSSON, B. 2008. Secreted subtilisins of *Microsporum canis* are involved in adherence of arthroconidia to feline corneocytes. *J Med Microbiol*, 57(9):1152-1156.
- BALDO, A.; MATHY, A.; TABART, J.; CAMPONOVA, P.; VERMOUT, S. y MASSART, L. 2010. Secreted subtilisin Sub3 from *Microsporum canis* is required for adherence to but not for invasion of the epidermis. *Br J Dermatol*, 162(5):990-997.
- BD LABORATORIES, 2013. Instrucciones de uso medios en placa listos para usar. España, consultado 10 de Marzo 2016 de <https://www.bd.com/resource.aspx?IDX=8776>.
- BETANCOURT, O.; VALENTINA, S.; OTAROLA, A. y ZAROR, L. 2009. *Microsporum canis* en gatos dermatológicamente sanos en Temuco, Chile. *Revista Iberoamericana de micología*, 26(3):206-210.
- BIAL-ARÍSTEGUI, 2002. Hongos y actinomicetos alergénicos. *Rev Iberoam Micol*, 1(1):33-34.

- BORTNICK, S; ORANDLE, M; PAPADI, G; JOHNSON, C. 1999. Lymphocyte subsets in neonatal and juvenile cats: comparison of blood and lymphoid tissues. *Lab Anim Sci*, 49:395-400.
- CABAÑES, F. 2000. Dermatofitosis animales, recientes avances. *Rev Iberoam Micol*, 17: S8-S12.
- CAPRILLI, F; MERCANTINI, R.; MARSELLA, E.; FAROTTI, M.; BELARDI, E. CRESCIMBINI, L.; MORGANTI y G. BALTELLI. Survey on the epidemiology of *Microsporum canis* infections in the city of Rome. *Mykosen*, 22:413, 1979.
- CENTER FOR FOOD SECURITY & PUBLIC HEALTH. 2013. Iowa State University. Estados Unidos, consultado 20 de marzo 2016 de <http://www.cfsph.iastate.edu/Factsheets/pdfs/dermatophytosis.pdf>.
- CERVANTES-OLIVARES, R.; GUZMÁN, R.; SEGUNDO, C. y TAPIA, G. 2000. Presence of keratinophilic fungi with special reference to dermatophytes on the haircoat of dogs and cats in México and Nezahualcoyolt cities. *Rev Latinoam Microbiol*, 42(1):41-44.
- DOMÍNGUEZ, F. 2001. Comparación de medios de cultivos para el aislamiento e identificación de dermatofitos. Tesis T.M., Universidad Austral de Chile.
- DUEK, L.; KAUFMAN, G.; ULMAN, Y. y BERDICEVSKY, I. 2004. The pathogenesis of dermatophyte 326 infections in human skin sections. *J. Infect*, 48(2):175-180.

- FEO, M. y DE PACHECO, A. 2005. *Candida albicans*: La leche en la producción de clamidosporas. *Am Microbiol*; 18(1): 23- 24.
- GARCÍA, J. e YNAJARA, E. 2001. Diagnóstico de las dermatofitosis en el perro y gato. *Clínica Veterinaria de Pequeños animales*,11(4): 219 – 227.
- GIDDEY, K.; FAVRE, B.; QUADRONI, M. y MONOD, M. 2007. Closely related dermatophyte species produce different patterns of secreted proteins. *FEMS Microbiol Lett*, 267(1): 95–97.
- GIUSIANO, G. 2010. Micosis oportunistas. Manual de Cátedra de Microbiología, Parasitología e Inmunología. Buenos Aires – Argentina: Universidad de Buenos Aires, 4.
- GRAPPEL, S., BISHOP, C. y BLANK, F. 2004. Immunology of dermatophytes and dermatophytosis. *Bacteriol Rev*, 38(2): 222–223.
- GUIDA, N., MARTINEZ, M. BARANDIARAN, S., GUILLEMI, E., PARODI, L. y MORAS, E. 2008. Diagnóstico de *Microsporium canis* en gatos sin signos clínicos aparentes de dermatofitosis. Reunión Científica y Técnica de la Asociación Argentina de Veterinarios de Laboratorio de Diagnóstico, 10-15.
- HAINER, B. 2003. Dermatophyte infections. *Am Fam Physician*; 67(1):101-108.
- HOUPT, K. 2005. Domestic animal behavior. 4th ed. Ames, Iowa: Blackwell Publishing, 2005: 177, 240–41.

- INTERNATIONAL CAT CARE, 2015. Dermatofitosis (Tiña) en los gatos. Reino Unido, consultado el 01 de Mayo del 2016 de <http://icatcare.org/national-partners/gemfe/dermatofitosisti%C3%B1a-en-los-gatos>.
- KANE, J.; SUMMERBELL, R.; SIGLER, L.; KRAJDEN, S. y LAND, G. 2000. Laboratory Handbook of Dermatophytes. Estados Unidos: Star Publishing Company. 110 – 111.
- KUNERT J. 2002. Effect of reducing agents on proteolytic and keratinolytic activity of enzymes of *Microsporum gypseum*. Mycoses, 35(11-12):343-348.
- MARAKI, S. y TSETENTIS, Y. 2008. Dermatophytoses in Crete, Greece, between 1992 and 1996. Mycoses, 41(3-4): 175-178.
- MASLEN, M. 2000. Human cases of cattle ringworm due to *Trichophyton verrucosum* in Victoria, Australia. Australas J Dermatol, 41(2): 93-94.
- MENGES, R. y GEORG, L. 2001. Canine ringworm caused by *Microsporum gypseum*. Cornell Vet, 47:90-100.
- MORIELLO, K. y DEBOER, D. 1991. Fungal flora of the coat of pet cats. Am J Vet Res, 52(4):602-606.
- MÜELLER, K. 2003. Fungal Skin diseases, Small Animal Dermatology. 3 era ed. Canadá. Saunders – Elsevier. 95 -96.
- PADILLA, A; SAMPEDRO, A; SAMPEDRO, P; DELGADO, V. 2002. Estudio clínico y epidemiológico de las dermatofitosis en una zona básica de salud de Jaén, España. Rev Iberoam Micol ,19:36–9.

- PAIXÃO, G.; SIDRIM, J.; CAMPOS, G.; BRILHANTE, R. y ROCHA, M. 2001. Dermatophytes and saprobe fungi isolated from dogs and cats in the city of Fortaleza, Brazil. *Arqu Brasil Med Veter Zoot*, 53:1-11.
- RODRÍGUEZ, M.; PADILLA, M. 2007. Tiña de la cara por *Microsporum canis*. *Rev Cent Dermatol Pascua*, 19(2):65-67.
- ROMANO, C.; VALENTI, L. y BARBARA R. 2007. Dermatophytes isolated from asymptomatic stray cats. *Mycoses*, 40:11-12.
- SEGUNDO, C.; MARTÍNEZ, A.; ARENAS, R.; FERNÁNDEZ, R. y CERVANTES, R. 2004. Dermatomicosis por *Microsporum canis* en humanos y animales. *Rev Iberoam Micol*, 21: 39-41.
- SHAFIEE, S.; KHOSRAVI, A. y ASHRAFI, I. 2014. Comparative study of *Microsporum canis* isolates by DNA fingerprinting. *Mycoses*, 57(8):507-512.
- SUTTON, D. 2003. Specimen Collection, transport, and processing: mycology. In: Murray, P. R., E. J. Baron, J.H. Jorgensen, M. A. Pfaller, and R. H. Tenover (ed.). *Manual of clinical microbiology*, 8th ed. American Society for Microbiology, Washington, D.C.
- VALDIVIA, L. 2003. Las dermatofitosis: clínica, diagnóstico y tratamiento. *Dermatología peruana* 13(1):7-12.
- VENTURINI, M.; MORAIS, J.; SYDNEI, A.; AUREA, A.; SIQUEIRA, J. y CANABARRO, L. 2006. Dermatophytes isolated from dogs and cats suspected of dermatophytosis in Southern Brazil. *Acta Scient Vet*, 34:119-124.

VIAGUIÉ-VALLANET, C. y PAUGAM, A. 2009. Dermatofitos transmitidos por animales. *Acta Bioquím Clín Latinoam*, 43 (2): 263-270.

WAGNER, D. y SOHNLE, P. 2005. Cutaneous defenses against dermatophytes and yeasts. *Clin Microbiol Rev*, 8(3):317-335.

ZAROR, L.; CASAS, S.; MARTÍN, R.; THIBAUT, J. y FISCHMANN, O. 1988. Dermatofitos en perros y gatos sanos en Valdivia, Chile. *Arch Med Vet*, 20:140-143.

ZAROR, L: y CASAS, S. 1988. *Microsporum canis* en conejos angoras sanos en Valdivia, Chile. *J Vet Med*, 35:204–6.

ANEXOS

ANEXO 1. Imágenes ilustrativas obtenidas de bibliografía

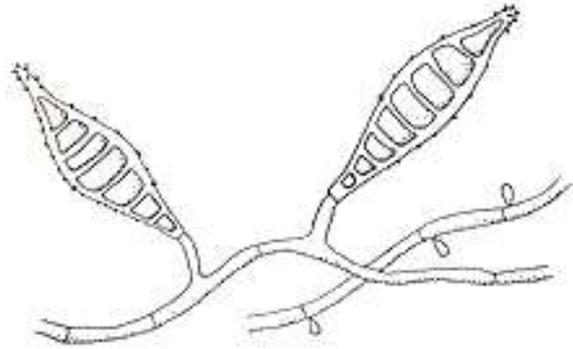


Figura 1. Estructura de las macro y microconidias de *Microsporium canis* (Giusiano, 2010).



Figura 2 y 3. Manifestaciones clínicas de dermatofitosis en gatos (Balazs, 2006).

ANEXO 2. Ficha para identificación de gatos a muestrear

FICHA DE IDENTIFICACION GATOS A MUESTREAR			
Nº DE FICHA		FECHA DE COLECTA	
CENTRO VETERINARIO DE PROCEDENCIA			
DATOS DEL GATO			
NOMBRE		RAZA	
SEXO	Hembra () Macho ()	EDAD	
NOMBRE DE PROPIETARIO		DIRECCIÒN	
TELEFONO			
CONDICION DE SALUD			
VACUNAS	Triple Felina () Rabia ()		
DESPARASITACIONES	Externa: Si () No () Ultima Fecha: / / Interna: Si () No () Ultima Fecha: / /		
ENFERMEDADES DIAGNOSTICADAS			
MODO DE VIDA			
LUGAR DE VIVIENDA	Casa () Calle () Otros:	COVIVENCIA CON OTROS ANIMALES	No () Si () Cuales:

ANEXO 3. Formulación de Agar Sabouraud

Agar Sabouraud	Cantidad (g) / Litro de agua destilada
Peptona	10.0
D(+) – Glucosa	40.0
Agar	15.0
Cloranfenicol	0.4
Gentamicina	0.04
pH final 5,6 ± 0,2	

Tabla 1. *Formulación de Agar Sabouraud (BD Laboratories, 2013).*

ANEXO 4. Imágenes ilustrativas obtenidas durante el desarrollo del estudio

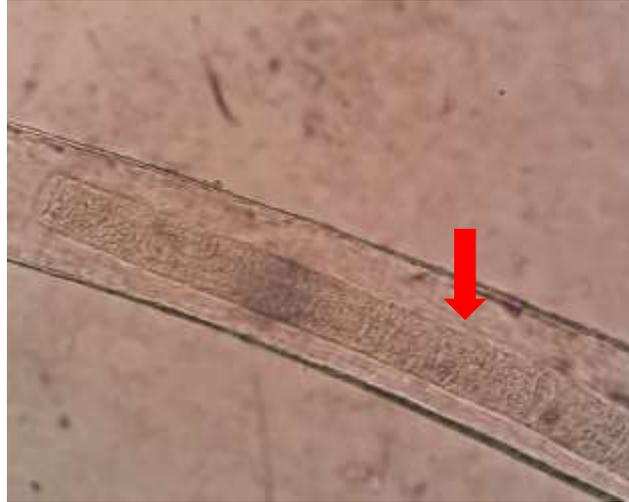


Figura 4. Observación de pelos extraídos como parte del muestreo, analizado bajo KOH 20% y observado a 40X, donde se denota la pérdida de los eslabones de la estructura interna del pelo y se observan esporas endotrix como pequeños círculos.

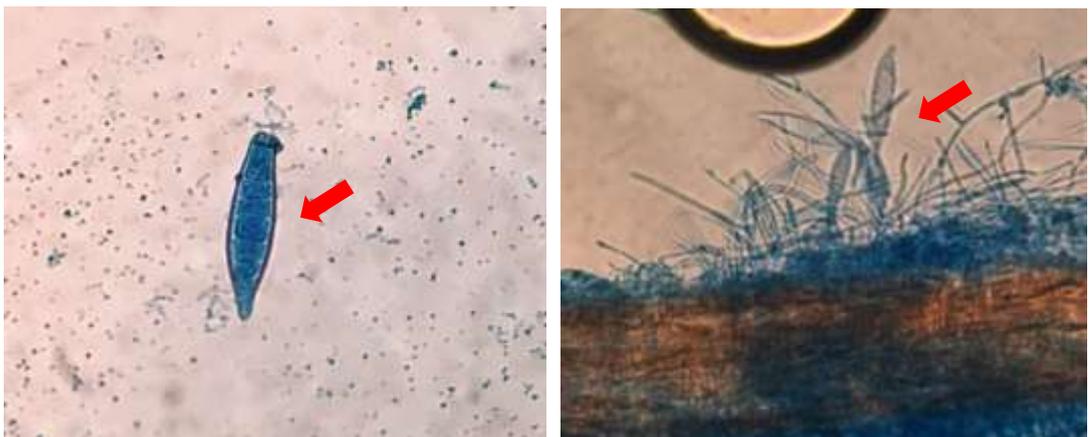


Figura 5 y 6. Observación de macroconidias de *M. canis* obtenidas de cultivos de gatos positivos sin aparentes dermatopatías, teñidas con azul de lactofenol y enfocadas a 40X.