

**UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA
ESCUELA DE MEDICINA VETERINARIA**



**IDENTIFICACIÓN DE GATOS PERSAS PORTADORES
ASINTOMÁTICOS DE *Microsporium canis* A TRAVÉS DEL
MÉTODO DE *MCKENZIE***

JORGE ALBERTO MELGAR APARICIO

MÉDICO VETERINARIO

GUATEMALA, ABRIL DE 2,017

**UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA
ESCUELA DE MEDICINA VETERINARIA**



**IDENTIFICACIÓN DE GATOS PERSAS PORTADORES
ASINTOMÁTICOS DE *Microsporium canis* A TRAVÉS DEL
MÉTODO DE *MCKENZIE***

TRABAJO DE GRADUACIÓN

PRESENTADO A LA HONORABLE JUNTA DIRECTIVA DE LA FACULTAD

POR

JORGE ALBERTO MELGAR APARICIO

Al conferírsele el título profesional de

Médico Veterinario

En el grado de Licenciado

GUATEMALA, ABRIL DE 2017

UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA
JUNTA DIRECTIVA

DECANO:	M.A. Gustavo Enrique Taracena Gil
SECRETARIO:	Dr. Hugo René Pérez Noriega
VOCAL I:	M. Sc. Juan José Prem González
VOCAL II:	Lic. Zoot. Edgar Amílcar García Pimentel
VOCAL III:	Lic. Zoot. Alex Rafael Salazar Melgar
VOCAL IV:	Br. Brenda Lissette Chávez López
VOCAL V:	Br. Javier Augusto Castro Vásquez

ASESORES

M.V. EDGAR ROBERTO RODRIGO REYES OJEDA

M.V. ALEJANDRO JOSÉ HUN MARTÍNEZ

HONORABLE TRIBUNAL EXAMINADOR

En cumplimiento con lo establecido por los reglamentos y normas de la Universidad de San Carlos de Guatemala, presento a su consideración el trabajo de graduación titulado:

IDENTIFICACIÓN DE GATOS PERSAS PORTADORES ASINTOMÁTICOS DE *Microsporium canis* A TRAVÉS DEL MÉTODO DE *MCKENZIE*

Que fue aprobado por la Honorable Junta Directiva de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia

Como requisito previo a optar al título de:

MÉDICO VETERINARIO

AGRADECIMIENTOS

- A Dios:** Por haberme dado la vida y permitirme conocerlo
- A mis papas:** Por su apoyo y amor incondicional
- A mi familia:** Ale, Daniela y Alejandro
- A mis amigos:** Ágape, Gato, Héctor, a todo el equipo de Veterinaria Life y Hospital Dana
- A MIS ASESORES:** Por su ayuda en el desarrollo de mi trabajo de investigación y por dedicarme el tiempo.

ÍNDICE

I.	INTRODUCCIÓN	10
II.	HIPÓTESIS	11
III.	OBJETIVOS	12
	3.1 Objetivo General.....	12
	2.2 Objetivos Específicos.....	12
IV.	REVISIÓN DE LITERATURA	13
4.1	Dermatofitosis.....	13
4.1.1	Definición.....	13
4.1.2	Género <i>Microsporum</i>	13
4.1.3	<i>Microsporum canis</i>	14
4.1.4	Dermatofitosis felina.....	14
4.1.4.1	Transmisión.....	16
4.1.5	Síntomas clínicos.....	17
4.1.5.1	Cuadro clínico.....	17
4.1.6	Manto de piel en gatos.....	18
4.2	Pruebas diagnósticas para la dermatofitosis felina.....	18
4.2.1	Indicaciones para las pruebas diagnósticas.....	18
4.2.2	Pruebas diagnósticas.....	19
4.2.2.1	Toma de muestras.....	19
4.2.2.2	Lámpara de Wood.....	20
4.2.2.3	Examen directo de pelo.....	21
4.2.2.4	Cultivo de hongos, uranotest dermatofitos	22
4.2.2.4.1	Cultivo de animales asintomáticos	24
4.2.2.5	Técnica de Mckenzie.....	25
4.2.2.6	Biopsia de piel.....	27
V.	MATERIALES Y MÉTODOS	28
5.1	Localización.....	28

5.1.1	Materiales y métodos.....	28
5.1.2	Recursos humanos.....	28
5.1.3	Recursos de campo.....	28
5.1.4	Recurso biológico.....	28
5.1.5	Recursos de laboratorio.....	29
5.1.6	Centros de referencia.....	29
5.2	Metodología.....	29
5.2.1	Tamaño de muestra.....	29
5.2.2	Procedimiento.....	29
5.2.3	Análisis estadístico.....	30
VI.	RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	31
6.1	Resultados.....	31
6.2	Discusión.....	31
VII.	CONCLUSIONES.....	34
VIII.	RECOMENDACIONES	35
IX.	RESUMEN.....	36
	SUMMARY.....	37
X.	REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA.....	38
XI.	ANEXOS.....	40

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro No. 1	
Revisión de muestras.....	41
Cuadro No. 2	
Identificación citológica de las colonias.....	45
Cuadro No. 3	
Resultados de géneros.....	47
Cuadro No. 4	
Resultados porcentuales de infestación por género.....	48
Cuadro No. 5	
Resultados de gatos persas infectados por <i>M. canis</i>	49

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura No. 1: Porcentaje total de gatos persas infectados por <i>M. canis</i>	47
Figura No. 2: Resultados de infección por género.....	48
Figura No. 3: Resultado total de gatos persas infectados.....	49

I. INTRODUCCIÓN

La dermatofitosis es una enfermedad zoonótica presente en Guatemala, causada por hongos intradérmicos del género *Microsporum*. Una vez localizado en el manto de la piel del gato, puede hospedarse en ella sin causar ningún daño o alteración en la misma, pasando a ser un portador asintomático.

Estos gatos portadores asintomáticos son potencialmente una fuente de contagio, principalmente para perros y personas de edad avanzada, jóvenes, o inmunosuprimidos por cualquier otra causa.

La técnica de McKenzie es una prueba práctica y rápida de cultivo para dermatofitos, que consiste en pasar un cepillo de dientes en el manto de la piel del gato, una vez recolectada la muestra; se cultiva en el agar DTM (*Dermatophyte test medium*) para obtener un crecimiento de colonias características al día 5 y 7 de cultivo y pudiendo realizar con esta técnica, la tipificación microscópica a partir del día 12 y realizando el cultivo.

Actualmente, una de las razas de gatos más populares a nivel mundial y en Guatemala es la persa. Esta raza de pelo largo ha sido reportada en varios estudios como predisponente a *Microsporum canis*. Debido a que *M.canis* es un dermatofito zoonótico, los gatos portadores asintomáticos de la raza persa diagnosticados con esta dermatofitosis, son de importancia en la salud pública.

El objetivo del presente estudio fue identificar gatos de la raza persa, como portadores asintomáticos de *M.canis* a través de la técnica McKenzie. Con este trabajo se pretende evaluar un universo específico de gatos persas para poder evaluarlos como portadores asintomáticos de *M.canis*, como posibles fuentes de infección para otras especies.

II. HIPÓTESIS

Microsporum canis se encuentra en el manto de piel de gatos sanos de raza Persa.

III. OBJETIVOS

3.1 Objetivo General

- Determinar la presencia de *Microsporium canis* en la piel de gatos de raza persa.

3.2 Objetivos Específicos

- Determinar si el gato de raza persa es un portador asintomático de *Microsporium canis*.
- Determinar el porcentaje de gatos de raza persa portadores de *Microsporium canis* en 3 clínicas de la ciudad de Guatemala.

IV. REVISIÓN DE LITERATURA

4.1 Dermatofitosis

4.1.1 Definición

La dermatofitosis, es una infección de los tejidos queratinizados: uñas, pelos y estrato córneo, que es ocasionada por especies de los generos *Microsporum*, *Trichophyton* o *Epidermophyton*. Estos organismos son hongos capaces de invadir y auto mantenerse en los tejidos queratinizados.

Los dermatofitos según su lugar de crecimiento se dividen en tres grupos:

- Geofílicos: *Microsporum gypseum*
- Zoofílicos: *Microsporum canis*, *M. distortum*, *Trichophyton equinum*
- Antropofílicos: *Microsporum audouinii*

4.1.2 Género *Microsporum*

Las especies del género *Microsporum* se caracterizan por poseer macroconidios como forma de espora. Predominantemente se trata de conidios voluminosos, de pared rugosa, multicelular y fusiformes, formándose sobre los extremos de las hifas. Las especies de *Microsporum* infectan habitualmente la piel y el cabello, pero raras veces las uñas. Las colonias de este género suelen tener un colorante pardo y se vuelven algodonosas después de dos a cuatro semanas de cultivo. Crecen bien en agar glucosado de Sabouraud a temperatura ambiente. (Reyes, 2008).

4.1.3 *Microsporum canis*

La especie *Microsporum canis* se observa en el microscopio como una colonia blanca, plana, aterciopelada, que se desarrolla en 7 a 14 días. Tiene como característica un pigmento amarillo fuerte, que se puede observar en el reverso de la colonia en agar dextrosa sabouraud o en DTM. Este último medio cambia del color ámbar a color rojo conforme va creciendo el hongo. Si se observa con azul de algodón se ven hifas septadas, macroconidios abundantes de forma de quilla de barco y presentan generalmente más de seis septos. Las microconidias son escasas y pequeñas en forma de bastón. Otra estructura que puede presentarse son las clamidoconidias que son redondas y refringentes. (Miller et al., 2014).

Cuando el animal es expuesto a un dermatofito, se puede establecer o no una infección. A pesar de la exposición, puede no resultar la enfermedad en la forma de lesiones cutáneas. Los hongos solo invaden los pelos cuando éstos se encuentran en la fase de anagénesis del ciclo de crecimiento. (Reyes, 2008)

4.1.4 Dermatofitosis felina

La dermatofitosis es la enfermedad infecciosa más común de la piel de los gatos; el *M. canis* es el microorganismo más frecuente que causa esta enfermedad (Reyes, 2008)

En 50 gatos dermatológicamente sanos, se estudió la presencia de *M. canis* sin distinción de raza, sexo y edad y sin tratamiento antimicótico previo. Los gatos eran pacientes de 3 clínicas veterinarias. De estos 50 gatos dermatológicamente sanos, en 30 de ellos se aisló *M. canis* de ellos 60 %. (Betancourt et al., 2009)

La dermatofitosis felina puede ser auto limitante, pero su estudio y tratamiento son importantes debido a las siguientes razones:

- En el gato, su causa exclusiva es prácticamente la especie de hongo es *M. canis*.
- En el gato, es ocasionada por *M. canis* (en un 90% de los casos) o por otros dermatofitos, entre los cuales prevalece *Trichophyton mentagrophytes*.
- Los dermatofitos se nutren de la queratina del pelo y, con menor frecuencia, de la queratina epidérmica o de la ungueal.
- La infección se produce por contacto con animales infectados (gatos, perros o pequeños roedores), con objetos contaminados (p. ej.: cepillos para el peinado o con el terreno, transportadoras, camas, etc.).
- En el gato existe cierta predisposición en especial raza persa o de pelo largo.
- La dermatofitosis es una zoonosis, contagiosa para el hombre y para otros animales domésticos. (Cabañes, 2000)

Los perros y los gatos pueden transportar muchos mohos o levaduras saprofitos en su pelaje y probablemente también en su piel inflamada. Los hongos más comunes aislados del pelaje de perros clínicamente sanos son *Alternaria*, *Aspergillus* y *Microsporum*.

Los gatos asintomáticos infectados, son muy difíciles de detectar en un examen clínico rutinario, posiblemente por el pequeño tamaño que presentan las lesiones en estos casos. (Cabañes, 2000)

Los dermatofitos pueden aislarse también del manto de perros y gatos normales que viven en ambiente como flora transitoria; en gatos este fenómeno se ha nombrado estado de transportadorfomite (Foster y Foil, 2012)

M. canis puede causar una infección subclínica persistente en gatos de pelo largo, en gatos de vida libre y en los de criadero, la prevalencia puede ser bastante alta (a veces aproximándose al 100%). *Microsporum gypseum* puede cultivarse a partir de las extremidades de perros que no muestran signos clínicos. En gatos de vida libre y en los de criadero, la prevalencia puede ser bastante alta (a veces aproximándose al 100%) (Foster y Foil et al., 2012).

4.1.4.1 Transmisión

Los dermatofitos se diseminan entre animales por contacto directo o por contacto con pelo o escamas infectados a través de fómites. La fuente de las infecciones por *M. canis* es normalmente un gato infectado. En muchas infecciones por *Trichophyton*, spp, se sospecha que los gatos y perros estuvieron expuestos por contacto directo o indirecto con roedores. *Microsporum gypseum* y *T. terrestre* son adquiridos por los perros y gatos que escarban en lugares contaminados. Las especies antropofílicas se adquieren como una zoonosis reversa por contacto directo con personas infectadas. Las infecciones por dermatofitos de las mascotas o roedores salvajes implican el pelo y el folículo. Los pelos afectados son frágiles y el método de transmisión más eficaz es a través de fragmentos de pelos caídos que contienen artrosporas infecciosas. Este material puede permanecer infeccioso en el ambiente durante muchos meses. (Foster y Foil, 2012; Miller et al., 2014)

Los animales jóvenes están predispuestos a adquirir infecciones sintomáticas por dermatofitos; la exposición de animales adultos sanos no siempre lleva a una infección activa. Los baños excesivos, los ambientes cálidos y húmedos y las capas de pelo largo pueden predisponer a la infección después de la exposición. Las infecciones por dermatofitos en perros sanos y gatos de pelo corto normalmente son auto limitantes, con resolución de la infección en muchos casos en 8 semanas. Las mascotas inmunodeficientes tienen un riesgo mayor de adquirir

infecciones y que pueden ser más generalizadas y más prolongadas. El tratamiento con glucocorticoides en particular podría aumentar la susceptibilidad a la dermatofitosis ya que interrumpe la inflamación local. La recuperación de la infección requiere una respuesta celular inmonomediada sana. (Foster y Foil, 2012)

4.1.5 Síntomas clínicos

4.1.5.1 Cuadro clínico

- Lesiones cutáneas muy variables, que pueden ir desde la ausencia total de manifestaciones (portadores asintomáticos, a menudo gatos Persa) hasta la existencia de graves lesiones generalizadas.
- Presencia de una o más zonas alopécicas con piel hiperpigmentada en el centro, eritema formación de pequeñas pápulas, exfoliación gris, similar a ceniza de cigarrillo o costras.
- En ocasiones, también se registra alopecia con mínimas lesiones cutáneas (especialmente en gatos Persa), hifas adheridas a la base del pelo en ausencia de una alopecia evidente. (Noli y Ghibaud, 2009)

En resumen, se puede decir que la enfermedad es extremadamente variable: Puede ser, de sintomatología común o no común y de distribución generalizada o localizada. (Reyes, 2008)

4.1.6 Manto de piel en gatos

El manto de piel, es toda la capa de pelo que cubre la piel, por tanto, están en íntimo contacto, en este manto bajo circunstancias normales, hay cientos o incluso miles de microorganismos (bacterias, hongos) sobre cada centímetro cuadrado de piel.

Dentro de los microorganismos residentes de la piel del gato se encuentran *Micrococcus sp*; *Staphylococcus intermedius*, *Streptococcus hemolyticus*, *Acinetobacter sp*, hongos saprófitos y levaduras.

No se puede considerar a *M. canis* en la microbiota residente, permanente o normal del manto de piel de los gatos, ya que estas zonas periféricas están constantemente en contacto con el medio ambiente y pueden adquirir una microbiota transitoria, variada y compleja. En muchos casos esta microbiota va a depender, de factores geográficos e higienicos, que determinan el ambiente donde está expuesto. (Reyes, 2008)

4.2 Pruebas diagnósticas para la dermatofitosis felina

4.2.1 Indicaciones para las pruebas diagnósticas

La dermatofitosis felina es la infección en piel más común en los gatos. Esta es una de las presentaciones clínicas más variables. Los cultivos de hongos, junto con la Luz de Wood y el examen microscópico de montaje de pelo con KOH, son recomendados para los siguientes pacientes:

- Gatos con signos clínicos compatibles con dermatofitosis, como prurito, descamación, caída de pelo, fragilidad en el pelo, hiperpigmentación y eritema.

- Gatos con enfermedades en la piel. A menos que la causa del problema en piel de los gatos sea obvia (pulgas).
- Gatos débiles con enfermedades en piel.
- Gatos recientemente adquiridos
- Segunda opinión en casos dermatológicos.
- Algunos gatos cuyos propietarios desarrollan enfermedades en la piel y consideran que el gato podría ser la causa.
- Gatos que habitan en hospitales, asilos o casas donde vivan personas con enfermedades inmunosupresoras.

Además, estas pruebas se realizan en gatos de crianza, incluyendo los gatos que están temporalmente o permanentemente en el lugar. En adición a esto todos los gatos deben ser investigados en los casos de dermatofitosis. Al menos se debe correr una prueba a lo largo del pelo una vez al año. (Reyes, 2008)

4.2.2 Pruebas diagnósticas

4.2.2.1 Toma de muestras

Las muestras deben de tomarse de la zona periférica de la lesión, debido que el proceso clínico origina en una reacción inflamatoria de la piel que puede destruir el hongo. Con el fin de reducir al máximo la contaminación cutánea superficial, se debe desinfectar la zona de donde se va a tomar la muestra con alcohol 70%.

Los pelos se toman, con pinzas, del borde de la lesión. La porción basal del pelo contiene el mejor material. En portadores asintomáticos (generalmente gatos con *M. canis*) o en lesiones extensas tomo las muestras pasando un cepillo de dientes previamente esterilizado o inmerso en clorhexidina al 2% (técnica de Mackenzie). (Reyes, 2008)

Uñas: las mejores muestras se obtienen mediante raspado o pequeñas piezas de pelo en las zonas cercanas al lecho ungueal.

Piel: los dermatofitos crecen sobre las células foliculares o epidérmicas. Por tanto, en lesiones con poco pelo, puede obtenerse una buena muestra mediante un raspado de las zonas periféricas. Debido a la reacción inflamatoria, si esta muestra se observa al microscopio, podrán apreciarse, además de las esporas fúngicas, neutrófilos, macrófagos, linfocitos y células plasmáticas. (García y Ynaraja, 1991)

4.2.2.2 Lámpara de Wood

La luz de Wood es una lámpara manual que emite ondas largas de radiación ultravioleta a través de un níquel o un filtro de vidrio de cobalto. El filtro es opaco para toda luz excepto para una banda entre 320 y 400 nm. La fluorescencia ocurre cuando las ondas cortas de luz (340 a 400 nm) emitidas por la Luz de Wood son absorbidas y la radiación de las ondas largas (luz visible) es emitida. Hay que tomar en cuenta que no todos los filtros emitirán fluorescencia y que la intensidad podría variar de filtro a filtro. La fuente de fluorescencia, es un metabolito que secreta el hongo en crecimiento sobre el pelo.

El examen con la Luz de Wood es sólo una herramienta de observación y no puede ser utilizada para un diagnóstico definitivo de dermatofitosis. Los falsos positivos y falsos negativos en el test pueden ocurrir por una gran variedad de razones. El sebo refleja una luz verde opaco y es la causa común de las reacciones falsas positivas. Las cremas tópicas especialmente aquellas que contienen tetraciclina, reflejan un verde brillante. El único dermatofito de importancia veterinaria es *M. canis*. Además, no todas las cepas de *M. canis* se reflejarán. Sin embargo, la Luz de Woods puede ayudar a identificar pelo para cultivo o examen directo. (Noli y Ghibaudo, 2014)

4.2.2.3 Examen directo de pelo

Esta técnica involucra el examen microscópico del pelo por la presencia de esporas micóticas (artroconidia) e hifas. Es recomendado utilizar un agente aclarador, estos agentes causan que el fondo de los desechos se observe borroso; las esporas fúngicas y el pelo quedan intactos y al ser examinados son más refractiles. Los agentes aclarantes, no digieren material de queratina a menos que una muestra se deje digerir por más de 24 horas. El agente aclarante utilizado puede contener 20% de hidróxido de potasio, una mezcla de hidróxido de potasio y fluoruro de calcio. (Reyes, 2008)

El examen directo es indicado cuando se puede encontrar y depilar o arrancar pelo, para la evaluación al microscopio. Si son encontradas esporas fúngicas, puede definitivamente diagnosticarse dermatofitosis e iniciar tratamiento. La ventaja de esta técnica es el corto tiempo que se requiere para el diagnóstico y permite que inicie un tratamiento dependiendo del resultado del cultivo. Un cultivo de hongos es recomendado siempre y cuando se encuentren esporas. (Reyes, 2008)

El procedimiento consiste en depilar el pelo en dirección al crecimiento y colocar la muestra en un porta objetos. Usualmente numerosos pelos son arrancados, algunos brillan y otros no. Si se obtiene una gran cantidad de pelo, se utiliza la Luz de Wood para encontrar el brillo o reflejo del mismo. Se agrega una o dos gotas de agente aclarante y un cubre objetos. La preparación de hidróxido de potasio requiere 30 minutos para fijar. Este puede ser acelerado poco a poco desplazando calor por 10 a 30 segundos. Alternativamente se puede desplazar el calor y fijar con la lámpara del microscopio por 10 a 20 minutos y observamos inmediatamente para evitar la producción de cuerpos extraños, y la muestra se observa al microscopio con objetivos (4X o 10X). Posteriormente observamos con una lámpara de Luz Wood para ayudar a observar el reflejo o brillo del pelo.

Para la interpretación al ser comparados con los pelos normales, aquellos infectados se observan engrosados, suaves, quebradizos y en ocasiones filamentosos. Esta apariencia es provocada debido a la presencia en mesa de esporas ectothrix o hifas de hongo en el pelo. Estos pelos infectados se observan claramente distorsionados. En una muestra se utilizó mayor poder de visualización en el microscopio para poder observar las masas de artroconidias o hifas fungales. Las esporas son claras y coloridas. El color se dio quizá, por los gránulos de melanina o por otros detritos presentes.

Al ser positiva la identificación de esporas confirma el diagnóstico, y la terapia debe iniciar, si se desea instaurar terapia sistémica se debe realizar un cultivo. (Miller et al., 2014) (Noli y Ghibaud, 2014) (Reyes, 2008)

4.2.2.4 Cultivo de hongos, uranotest dermatofitos

El cultivo de hongos es la prueba de diagnóstico más segura para identificar casos positivos.

Un medio de cultivo adecuado, humedad y temperatura, proveen al hongo de un ambiente ideal para su crecimiento y por tanto facilita su identificación.

En un estudio comparativo de cultivo para hongos, que busca la observación rápida, se encontró que tanto el medio Sabouraud-dextrosa y el medio DTM (*Dermatophyte test medium*) son adecuados para el crecimiento e identificación de *M. canis*. (Miller et al., 2014)

El medio DTM es popular, debido a que contiene un color indicador, que induce la presencia de un posible patógeno, Los patógenos utilizan la proteína del medio antes que los carbohidratos. Esto causa cambios en el pH y se torna el medio de un color rojo. En general los contaminantes utilizan primero los carbohidratos, lo cual no produce el cambio de coloración. Casi siempre el indicador de color (rojo fenol) puede alterar el grosor y la apariencia microscópica de las colonias de hongos o deprimir el crecimiento de la macroconidia. En adición, algunos contaminantes comunes (*Aspergillus*, *Penicillium spp.*) pueden mimetizar el crecimiento del patógeno cambiando la coloración del medio a rojo. (Noli y Ghibaudo, 2014)

El DTM es un agar sabouraud dextrosa indicador de Ph, que contiene rojo fenol y agentes antimicrobianos para inhibir el crecimiento de bacterias y levaduras saprofitas. Para la incubación, el recipiente que contiene el medio debe ser almacenado a temperatura ambiente y protegerse de los rayos UV y la desecación. Debe observarse cada día para detectar un cambio de color del medio a rojo y detectar el crecimiento simultáneo de un micelio algodonoso. Si el cambio de color ocurre después, puede ser el resultado de un crecimiento saprofito, agotando los carbohidratos del medio. El resultado puede ocasionar una lectura falsamente positiva. Después de 7 a 10 días de crecimiento, la mayoría de

colonias empiezan a producir esporas, lo que permitirá la identificación de especies. (Reyes, 2008)

4.2.2.4.1 Cultivo de animales asintomáticos

El método del cepillado es el preferido en los animales asintomáticos para obtener muestras. Un cepillo de dientes limpio es adecuado para esta técnica. El pelaje del animal se cepilla cuidadosamente durante 3 minutos. Las púas se plantan directamente en el medio de cultivo en diferentes lugares. (Foster y Foil 2012)

4.2.2.4.2 Identificación

Para el diagnóstico de una dermatofitosis no basta con la identificación macroscópica, sino que es necesaria una observación microscópica del hongo. Ambos procedimientos son complementarios y, en muchos casos, serán necesarios los dos simultáneamente para llegar a un diagnóstico definitivo.

Las colonias de hongos deben examinarse después de que el micelio tenga 1 cm de diámetro, pero antes de que se produzca la confluencia de diferentes colonias individuales. Macroscópicamente hay que fijarse en la textura, pigmento y velocidad de crecimiento de la colonia. Además, es necesario examinar el micelio microscópicamente, lo que se ve facilitado con una tinción de azul algodón lactofenol, aunque sirven otras tinciones como el verde brillante y tinciones de tipo Romanowsky.

La toma de muestra para la identificación microscópica se realiza fácilmente del siguiente manera:

- Se agrega una gota de azul algodón lactofenol o de la tinción elegida sobre un portaobjetos.
- Se corta un trozo de celofán y, cogiéndolo con unas pinzas, se presiona ligeramente la parte adhesiva sobre la colonia fúngica. No se ejerce una excesiva presión para evitar tomar una muestra de micelio demasiado gruesa.
- Se sitúa el trozo del celofán sobre la gota de tinción. Se coloca un cubreobjetos y se observó al microscopio.
- Si se desea conservar las preparaciones durante un tiempo mayor, pueden sellarse con laca de uñas transparente. (García Ynaraja 1991)

4.2.2.5 Técnica de Mckenzie

Esta también conocida como la técnica del cepillo de dientes, utilizada especialmente para detectar infecciones subclínicas o para monitoreo anual o post tratamiento. Simplemente consiste en recolectar del manto de piel del gato, una muestra del mismo, a través de un barrido con un cepillo de dientes estéril, y la muestra es inoculada en la superficie del medio de cultivo.

Para su interpretación, se debe examinar diariamente, la placa de cultivo, y se busca el crecimiento del hongo. Los patógenos son pálidos o blancos, si es utilizado un indicador de color se observa el cambio de color alrededor de la colonia. (Reyes, 2008)

Los patógenos nunca son altamente pigmentados, los contaminantes además de no cambiar generalmente el color del medio tienden a ser coloridos,

pero el diagnóstico definitivo debe de realizarse microscópicamente, mediante un microcultivo.

Procedimiento para realizar un microcultivo:

- Se esteriliza una caja de Petri de vidrio, que contiene en su interior un porta objetos, un cubre objetos y un tubo en V de vidrio.
- Se corta un trozo de 1 cm de una placa de agar Sabouraud-Dextrosa.
- El porta objetos se coloca sobre el tubo de vidrio en V.
- Se coloca sobre el portaobjetos el trozo de medio de Sabouraud-Dextrosa, se inoculan los cuatro lados con la colonia del hongo que se desea identificar.
- Se cubre con un cubre objetos.
- Se depositan 10 ml de agua destilada estéril en el fondo de la placa de vidrio.
- Incubar a temperatura ambiente en obscuridad por 21 días.

Preparación del montaje para observar al microscopio:

- Colocar unas gotas de azul de algodón en una lámina porta objetos, tomar con una pinza el cubre objetos del micro cultivo.
- Observar al microscopio.
- Retirar el cubre objetos del trozo de agar (desgastar) luego agregar unas gotas de colorante azul de algodón, poner una laminilla cubre objetos, y se observar al microscopio. (Reyes, 2008)

4.2.2.6 Biopsia de piel

En casos muy severos de dermatofitosis; como una infección secundaria o casos su respuesta al tratamiento, se debe realizar un cultivo para identificar el género. necesario en casos muy severos, de no respuesta a tratamientos o como enfermedad secundaria, debe ser una buena muestra de piel, el género y la especie no pueden ser identificados a través de esta técnica, por lo que para instaurar el tratamiento debe primero realizarse un cultivo para identificar. (Miller et al., 2014)

V. MATERIALES Y MÉTODOS

5.1 Localización

El estudio se realizó en 3 clínicas veterinarias de la ciudad de Guatemala, en los cuales se recolectaron las muestras y posteriormente fueron procesadas en el laboratorio de la clínica Veterinaria Pet Y Más.

5.1.1 Materiales

5.1.2 Recursos humanos

- Investigador (estudiante)
- 2 Médicos Veterinarios asesores

5.1.3 Recursos de campo

- Impresora
- Laptop
- Memoria USB
- Internet

5.1.4 Recursos biológicos

- 30 gatos de raza persa, de la capital de Guatemala, de diferentes edades (8 meses a 4 años) clínicamente sanos.

5.1.5 Recursos de laboratorio

- 30 cepillos de dientes.
- 30 medios de cultivo agar DTM
- Microscopio.
- Tape.
- Azul de lactofenol
- Lapicero.

5.1.6 Centros de referencia

- Consulta a través de libros
- Consulta a través de internet

5.2 Metodología

5.2.1 Tamaño de muestra

Debido al costo de cada medio de cultivo agar DTM se consideró la metodología del muestreo. Se decidió realizar el estudio con una muestra de 30 animales.

5.2.2 Procedimiento

Fueron muestreados 30 gatos de raza persa, que a la observación de su manto de piel estaban clínicamente sanos. Se realizó un examen clínico por un médico veterinario. Se utilizaron cepillos de dientes nuevos, uno por muestra, se procedió a frotar el manto de la piel del gato durante 3 minutos con la parte de las cerdas del cepillo, sin crear mucha fricción. Las muestras recolectadas fueron inmediatamente sembradas en los agar DMT.

Posteriormente las muestras permanecieron en incubación por 12 días en el laboratorio, a una temperatura entre 25 a 27 °C, siendo observadas a los días 7, 9 y 12. Transcurridos los 12 días se determinó si hubo crecimiento fungal (+) o no hubo crecimiento fungal (-).

Es importante mencionar, siempre se debe hacer la lectura antes del día 15 ya que después de esa fecha pueden presentarse falsos positivos por crecimiento de hongos saprofitos.

Las muestras que resultaron (+) a crecimiento fungal, se procesaron para la identificación de macroconidias, se tomó una muestra de la colonia fungal a través de una cinta adhesiva transparente de Scotch. Posteriormente se tiñó con azul de lactofenol por 5 minutos, se secó al aire, para observar al microscopio, e identificar las macroconidias características.

5.2.3 Análisis estadístico

Se realizó un estudio de corte transversal y los datos fueron analizados con estadística descriptiva a través de porcentajes, cuadros y figuras.

VI. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

6.1 Resultados

Los resultados obtenidos en las 30 muestras estudiadas fueron:

Crecimiento fungal positivo: 27 gatos

Crecimiento fungal negativo: 3 gatos

Del 90% positivo a crecimiento fungal se encontraron los siguientes géneros:

GENERO	CANTIDAD	PORCENTAJE
<i>Alternaria</i>	11	36.67%
<i>Aspergillus</i>	9	30.00%
<i>Microsporum canis</i>	1	3.34%
<i>Penicillium</i>	4	13.33%
<i>SP</i>	2	6.67%
TOTAL	27	90.01%

El dermatofito de interés fue *M. canis*, en el 90% de las muestras se encontró el 3.34%

6.2 Discusión

El 90 % de las muestras procesadas han dado positivo al crecimiento de hongos en los mantos de piel de gatos persa sanos, lo que indica que este tipo de manto de piel tiende a ser favorable para este tipo de organismo (García Ynaraja 1991)

Del total de las muestras positivas a dermatofitos el 3.34% fue positivo a *M. canis* lo que indica prevalencia similar a la que reportan diferentes autores que han hecho estudios similares. Esto indica que el gato de raza persa es portador asintomático de este dermatofito el cual es zoonótico. Se concluyó que el uso de la técnica de Mckenzie para el presente estudio ha sido útil para obtener una muestra adecuada de dermatofitos presente en el manto de piel de gatos persa. (Miller, et al., 2014; Betancourt, et al., 2009; Reyes, 2008)

Las variables estudiadas en la presente investigación tales como colonias blanquecinas, algodonosas, cambio de coloración en el agar DMT y tiempo de crecimiento dentro del rango de los 7 a los 12 días, son similares en varias especies de hongos por lo cual es necesario realizar la citología para la identificación y diagnóstico, la coloración de colonias desde su inicio hasta que terminan son de un solo color, el único cambio que se observa es en el agar el cual es de color ámbar y se puede tornar color rojizo.

La técnica de Mckenzie ha resultado ser muy efectiva para la recolección de muestras (Foster y Foil, 2012)

Del 90 % encontrado como positivo crecimiento fungal, las variables encontradas fueron.

- Positivo crecimiento de colonia
- Colonias de color blanquecino tipo algodonosas.
- Cambio de coloración en el Agar

Ninguno de los hongos compitió unos con otros, se pueden presentar varias especies en un mismo huésped, por lo cual se debe tipificar las especies presentes.

A pesar que *M. canis* solamente se encontró en 3.34% del total de gatos, el 66.67% fueron positivos a algún dermatofito del total de gatos.

Los gatos sometidos al estudio son mascotas con cuidado óptimo y por lo cual sería recomendable hacer el estudio en otro tipo de portadores, por ejemplo gatos ferales o gatos callejeros.

VII. CONCLUSIONES

- El manto de piel de gatos Persa sanos presentó una flora fúngica de crecimiento positivo en el 90% de los casos ya que solo el 10 % no presentó crecimiento alguno en el agar DMT.
- El presente estudio concluye que lo gatos sanos de raza Persa son portadores asintomáticos de *M. canis*.
- El 3.34% de la muestra dio positiva a *M. canis*.
- De las variables controladas se pudo observar que a partir de la primera inspección (02-nov.) se empezaron a encontrar cambios.

VIII. RECOMENDACIONES

- Se recomienda a toda aquella persona que quiera adquirir un gato persa realizar este examen antes de llevarlo a casa.
- Se recomienda a todo médico veterinario clínico incluir en el panel de examen clínico anual, de primer ingreso a casa y o de posibles cuadros inmunosupresores la búsqueda de *M. canis* en gatos con piel sana.
- Se recomienda que todos los criadores de gatos persa antes de vender o entregar una cría realicen este examen.
- Se recomienda a los criadores de gatos persa realizar este examen en los gatos de crianza por lo menos una vez al año.
- Se recomienda realizar esta prueba, a los gatos persa especialmente los que tienen contacto con bebés, niños, ancianos y personas inmunosuprimidas.
- Se recomienda realizar este estudio de tesis en otras razas de gatos como angora, siameses o cruces de estos, otras de pelo largo y especialmente a gatos ferales o callejeros.
- Se recomienda hacer un estudio, para ver asociación entre tipo de pelo y presencia de *M. canis*.

IX. RESUMEN

La presente investigación se realizó en 3 clínicas veterinarias, de la ciudad de Guatemala, en el área metropolitana. El propósito de la investigación fue identificar en gatos de raza persa, portadores asintomáticos de *M. canis*, en su manto de piel, es decir portadores sanos.

Para lograrlo utilicé la técnica de Mckenzie, la cual consiste en tomar la muestra del manto de piel, con un cepillo e incubarlo en un agar DMT.

Microsporium canis es una enfermedad zoonótica, que afecta entre otras especies a gatos. Actualmente la demanda en nuestro país de gatos como mascotas ha incrementado especialmente las razas de pelo largo y de cara corta, como los de persas.

Los dermatofitos no son habitantes normales del manto de piel en gatos, pero los diferentes estudios reportan que *M. canis* puede invadir el manto de la piel y especialmente en el gato persa, siendo esta invasión, sin cursar en muchas ocasiones, con dañar la piel del pelo del gato, pero como portadores de la afección, los gatos pueden transmitir *M. canis* a las personas, perros u otros gatos.

Se usó una metodología de investigación cuantitativa, con 30 gatos persa. Se recolectaron los datos a través de una boleta de reporte por gato, según los resultados obtenidos.

SUMMARY

The present investigation was made in three veterinary clinics in the city of Guatemala. The purpose of the investigation was to identify cats from the Persian breed that were asymptomatic holders of *Microsporum canis*, in their hair and skin.

To make it possible I used the McKenzie technique, which consists of taking the sample from the hair with a toothbrush and then incubate in DMT agar.

Microsporum canis is a zoonotic disease that affects cats and other species. The demand of cats with long hair and a flat face is growing in our country, especially Persian cats.

Dermatophytes are not normal inhabitants of the hair and skin of cats, but different studies report that *M.canis* can invade hair and skin of cats specially Persians, this invasion happens without harming their skin and hair. Cats can transmit *M.canis* to people, dogs or other animals.

The methodology used in this investigation was quantitative, with 30 Persian cats. The data and obtained results were recollectored on a report card for each cat.

X. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

1. Aiden Foster, Carol Foil. (2012). *Manual de Dermatología en pequeños animales y exóticos*. Barcelona: Ediciones S.
2. Aiden P. Foster y Carol S. Foil. (2012). *Manual de Dermatología en pequeños animales exóticos*. Barcelona: Ediciones.
3. Campbell, Miller, Griffin. (2014). *Dermatología en pequeños animales*. Argentina: Inter Medica.
4. Chiara Noli, Giovanni Ghibaud. (2009). *Dermatología clínica y microscópica del perro y el gato*. Zaragoza, España: Poletto Editore srl.
5. Edgar Rodrigo Reyes Ojeda. (2008). *Microsporum canis en el manto de la piel de gatos caseros, en 3 clínicas veterinarias de la ciudad de Guatemala*. Guatemala.
6. F. Javier Cabañes. (2000). *Dermatofitosis animales. Recientes avances*. Iberoam Micol.
7. J.R. Garcia, E. Ynaraja. (1991). *Clinica veterinaria de pequeños animales. Diagnosticos de las dermatofitosis en el perro y el gato*.

8. J.R. Garcia, E. Ynaraja. (Diciembre de 1991). Obtenido de <http://ddd.uab.cat/pub/clivetpeqani/11307064v11n4/11307064v11n4p219.pdf>
9. Marcelo P. Herve, Pedro Saelzer y Fernando Wittwer. (1988). *Archivos de medicina veterinaria*. Obtenido de <http://books.google.com.gt/books?hl=es&lr=&id=RLPVEjekD3sC&oi=fnd&pg=PA140&dq=Microsporum+en+gatos&ots=athXLhUwWu&sig=tyrgMI4wxotJhPwsi6NxrVgWtpl#v=onepage&q=Microsporum%20en%20gatos&f=false>
10. Marcelo P. Herve, Pedro Saelzer, Fernando Wittwer. (s.f.). Obtenido de <https://books.google.com.gt/books?hl=es&lr=&id=RLPVEjekD3sC&oi=fnd&pg=PA140&dq=Microsporum+en+gatos&ots=athXLhUwWu&sig=tyrgMI4wxotJhPwsi6NxrVgWtpl#v=onepage&q=Microsporum%20en%20gatos&f=false>
11. Noli, Giovanni Ghibauda y Chiara. (s.f.). *Dermatología clínica y microscópica del perro y gato*. Zaragoza: Servet.
12. Orina Betancourt, Valentina Salas, Alejandra Otarola, Luis zaror y Javier Neuman. (2009). *Microsporum canis* en gatos dermatológicamente sanos en Temuco, Chile. *Revista Iberoamericana de Micología*.
13. William H. Miller, Craig E. Griffin, Karen L. campbell. (2014). *Dermatología en pequeños animales*. Buenos Aires Argentina: Inter-Medica.

XI. ANEXOS

Guatemala _____ de octubre de 2016

A quien interese:

Por este medio autorizo a Jorge Melgar para incluir a mi gato en un estudio de piel y pelo utilizando la Técnica de Mckenzie (técnica del cepillo de dietes)

Datos de la mascota

Nombre: _____ edad: _____

Color: _____

Atentamente,

Nombre: _____

Firma: _____

Cuadro No. 1 Revisión de muestras

MUESTRAS	1ra. Revisión día 7				2da. Revisión día 9		
NOMBRE	FECHA DE MUESTREO	Crecimiento de colonia ±	Cambio de coloración en el agar ±	Color de la colonia	Crecimiento de colonia ±	Cambio de coloración en el agar ±	Color de la colonia
Domitila	26-oct	+	-	gris - blanco - verde	+	-	gris - blanco - verde
Venancio	26-oct	-	-	-	-	-	-
Bombolbie	26-oct	+	-	gris - blanco - verde	+	-	gris - blanco - verde
Grumpy	26-oct	+	+	gris - blanco - verde	+	+	gris - blanco - verde
Lia	27-oct	-	-	Gris	-	-	Gris
Fiona	27-oct	-	-	Gris	-	-	Gris
Leonela	27-oct	-	-	-	-	-	-
Cossette	28-oct	+	-	gris - blanco	+	-	gris - blanco

Gatuna	29-oct	+	-	gris – blanco	+	-	gris – blanco
Lea	29-oct	-	-	gris – blanco	-	-	gris – blanco
Muffy	31-oct	+	+		+	+	
Burbuja	31-oct	-	-		-	-	
Benito	31-oct	+	+		+	+	
Alfonsina	31-oct	+	+		+	+	
Cayetana	31-oct	+	+		+	+	
Gris	31-oct	+	+		+	+	
Nossa	31-oct	+	+		+	+	
Pocherina	31-oct	+	+		+	+	
Maracatos	31-oct	+	+		+	+	
Calica	31-oct	+	+		+	+	

Manfredo	31-oct	+	+	gris - blanco -verde	+	+	gris - blanco -verde
Nana	31-oct	+	+	gris – blanco	+	+	gris – blanco
Sambo	31-oct	+	+	gris – blanco	+	+	gris – blanco
Taika	31-oct	+	+	gris – blanco	+	+	gris – blanco
Tizón	31-oct	+	+		+	+	
Red	02-nov	+	+		+	+	
Kitty	02-nov	+	+		+	+	
Camila	02-nov	+	+		+	+	
Max	03-nov	+	+		+	+	
Nina	03-nov	+	+		+	+	

Cuadro No. 2 Identificación citológica de las colonias

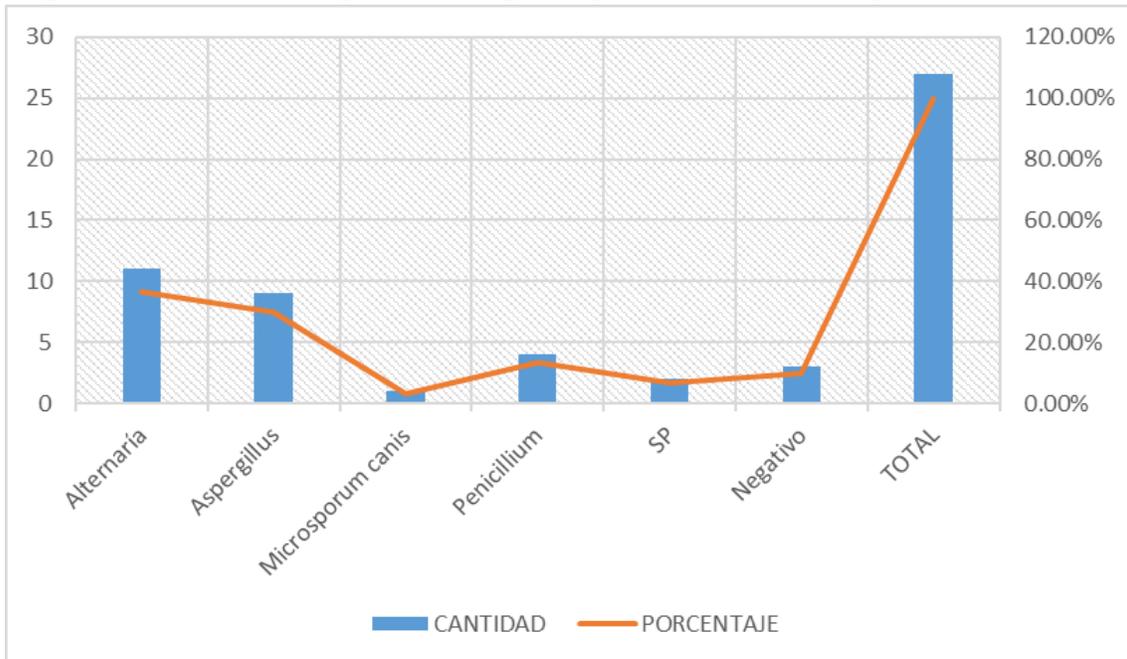
MUESTRAS	3ra. Revisión día 12			
NOMBRE	FECHA DE MUESTREO	Crecimiento de colonia ±	Cambio de coloración en el agar ±	Identificación citológica de las colonias
Domitila	26-oct	+	-	Alternaria - Aspergillus - Aspergillus
Venancio	26-oct	-	-	Negativo
Bombolbie	26-oct	+	-	Alternaria - Aspergillus - Aspergillus
Grumpy	26-oct	+	+	Alternaria - Aspergillus - Aspergillus
Lia	27-oct	-	-	Alternaria
Fiona	27-oct	-	-	Alternaria
Leonela	27-oct	-	-	Negativo
Cossette	28-oct	+	-	Alternaria - Aspergillus - Aspergillus
Gatuna	29-oct	+	-	Alternaria - Aspergillus
Lea	29-oct	-	-	Alternaria - Aspergillus - Aspergillus
Muffy	31-oct	+	+	Trichophyton
Burbuja	31-oct	-	-	Negativo
Benito	31-oct	+	+	Alternaria - Aspergillus
Alfonsina	31-oct	+	+	Aspergillus
Cayetana	31-oct	+	+	Microsporum Canis
Gris	31-oct	+	+	Aspergillus
Nossa	31-oct	+	+	Alternaria

Pocherina	31-oct	+	+	Penicillium
Maracatos	31-oct	+	+	Aspergillus
Calica	31-oct	+	+	Penicillium
Manfredo	31-oct	+	+	SP
Nana	31-oct	+	+	Aspergillus
Sambo	31-oct	+	+	Aspergillus
Taika	31-oct	+	+	Alternaria
Tizón	31-oct	+	+	Trichophyton - Aspergillus
Red	02-nov	+	+	Aspergillus
Kitty	02-nov	+	+	Aspergillus
Camila	02-nov	+	+	Aspergillus
Max	03-nov	+	+	Aspergillus
Nina	03-nov	+	+	SP

Cuadro No. 3 Resultados de Géneros

GENERO	CANTIDAD	PORCENTAJE
<i>Alternaria</i>	11	36.67%
<i>Aspergillus</i>	9	30.00%
<i>Microsporium canis</i>	1	3.34%
<i>Penicillium</i>	4	13.33%
SP	2	6.67%
Negativos	3	10.00%
TOTAL	30	100.01%

Figura No. 1 Porcentaje total de gatos persas infectados por *M. canis*

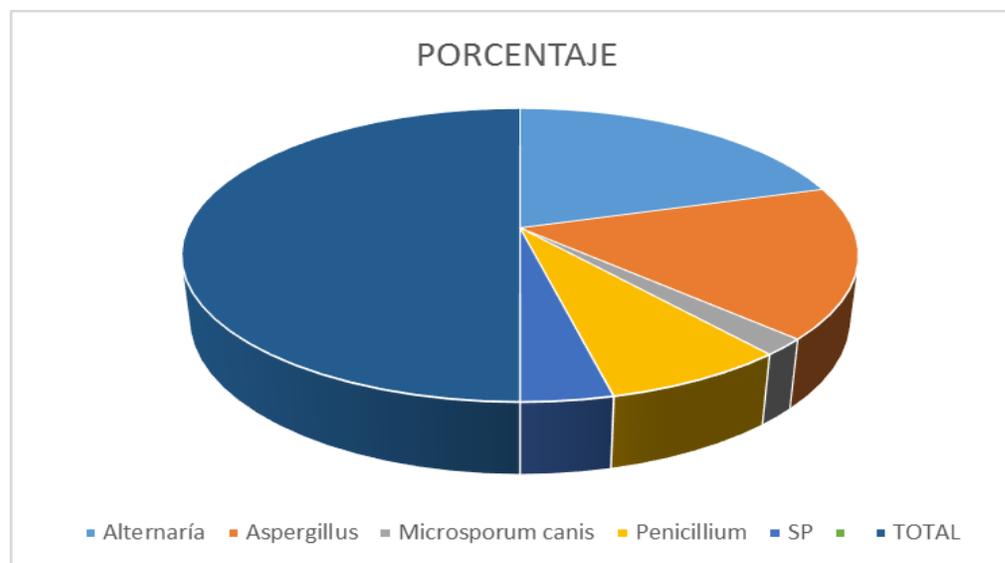


Fuente: Elaboración propia

Cuadro No. 4 Resultados porcentuales de infestación por genero

GENERO	CANTIDAD	PORCENTAJE
<i>Alternaria</i>	11	36.67%
<i>Aspergillus</i>	9	30.00%
<i>Microsporum canis</i>	1	3.34%
<i>Penicillium</i>	4	13.33%
SP	2	6.67%
TOTAL	27	90.01%

Figura No. 2 Resultados de infestación por genero

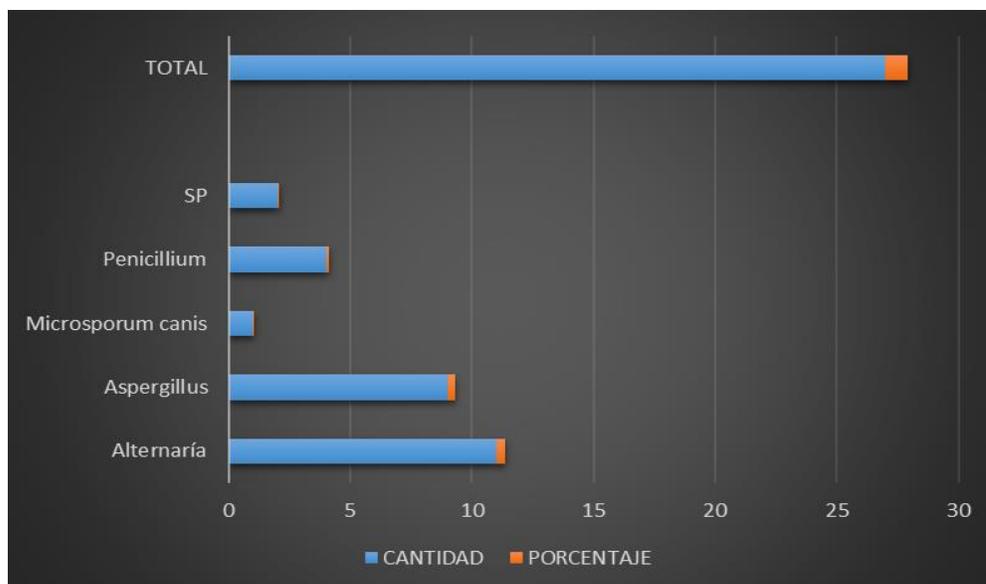


Fuente: Elaboración propia

Cuadro No. 5 Porcentaje de gatos persas infectados por *M. canis*

GENERO	CANTIDAD	PORCENTAJE
<i>Alternaria</i>	11	36.67%
<i>Aspergillus</i>	9	30.00%
<i>Microsporium canis</i>	1	3.34%
<i>Penicillium</i>	4	13.33%
SP	2	6.67%
TOTAL	27	90.01%

Figura No. 3 Resultado total de gatos persas infectados



Fuente: Elaboración propia