

UNIVERSIDAD DE EL SALVADOR
FACULTAD DE CIENCIAS AGRONÓMICAS



DIAGNÓSTICO DE HONGOS DERMATOFITOS EN PERROS DOMÉSTICOS (*Canis lupus familiaris*) QUE RECIBEN ATENCIÓN MÉDICA EN CLÍNICAS VETERINARIAS DEL MUNICIPIO DE SAN SALVADOR, EL SALVADOR.

POR:

RODRIGO JOSA RODRÍGUEZ
SONIA ELIZABETH QUIJANO ABREGO
MARCELA ELIZABETH URÍAS MARTÍNEZ

CIUDAD UNIVERSITARIA, SEPTIEMBRE DE 2017.

UNIVERSIDAD DE EL SALVADOR
FACULTAD DE CIENCIAS AGRONÓMICAS
DEPARTAMENTO DE PROTECCIÓN VEGETAL



DIAGNÓSTICO DE HONGOS DERMATOFITOS EN PERROS
DOMÉSTICOS (*Canis lupus familiaris*) QUE RECIBEN
ATENCIÓN MÉDICA EN CLÍNICAS VETERINARIAS DEL
MUNICIPIO DE SAN SALVADOR, EL SALVADOR.

POR:

RODRIGO JOSA RODRÍGUEZ
SONIA ELIZABETH QUIJANO ABREGO
MARCELA ELIZABETH URÍAS MARTÍNEZ

REQUISITO PARA OPTAR AL TÍTULO DE:
LICENCIADO(A) EN MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA

CIUDAD UNIVERSITARIA, SEPTIEMBRE DE 2017.

UNIVERSIDAD DE EL SALVADOR

RECTOR:

LIC. M. SC. ROGER ARMANDO ARIAS ALVARADO.

SECRETARIO GENERAL:

LIC. CRISTÓBAL HERNÁN RÍOS BENÍTEZ.

FACULTAD DE CIENCIAS AGRONÓMICAS

DECANO:

ING. M. SC. JUAN ROSA QUINTANILLA QUINTANILLA.

SECRETARIO:

ING. M. SC. LUIS FERNANDO CASTANEDA ROMERO.

JEFE DEL DEPARTAMENTO DE PROTECCIÓN VEGETAL:

ING. AGR. M. SC. ANDRÉS WILFREDO RIVAS FLORES

DOCENTE DIRECTORA:

LICDA. IDALIA ROSMERY ERROA RAMOS

COORDINADOR GENERAL DE PROCESOS DE GRADUACIÓN:

ING. AGR. RICARDO ERNESTO GÓMEZ ORELLANA

RESUMEN.

La investigación consistió en realizar pruebas de laboratorio para diagnosticar dermatofitosis en perros domésticos con manifestaciones dermatológicas asociadas a esta dermatopatía, los perros muestreados recibieron atención médica en clínicas veterinarias del municipio de San Salvador entre mayo y octubre de 2016. Se realizó un análisis estadístico para relacionar la dermatofitosis con 24 manifestaciones dermatológicas y 44 factores predisponentes.

Se procesaron muestras de piel y pelo de 169 perros que presentaron al menos una de 24 manifestaciones dermatológicas relacionadas a las dermatofitosis en perros, descritas por diversos autores consultados. Los muestreos fueron realizados por médicos veterinarios en 16 clínicas veterinarias del municipio de San Salvador, para la toma de muestras se entregaron kits de toma de muestra y hojas de anamnesis para cada paciente seleccionado en el estudio.

Las pruebas diagnósticas se realizaron en el Laboratorio de Investigación y Diagnóstico del Departamento de Protección Vegetal de la Facultad de Ciencias Agronómicas, Universidad de El Salvador. Las muestras fueron sometidas a: examen con lámpara de Wood, examen directo con Hidróxido de Potasio (KOH) al 20% (tricograma) y cultivo de hongos (DTM). En algunos casos se utilizó microcultivo y prueba de ureasa. Se obtuvieron 17 resultados positivos a dermatofitosis, los agentes aislados se mencionan a continuación: *Microsporum canis* (10/17), *Microsporum gypseum* (3/17), *Trichophyton mentagrophytes* (2/17) y *Trichophyton rubrum* (2/17).

Para el análisis estadístico se aplicó el modelo de regresión logística binomial, se utilizaron las variables de forma grupal; determinándose con un 47.1% de probabilidad que la dermatofitosis en perros está asociada a la presencia de: alopecia circular multifocal, descamación, liquenificación, edad (menor a 12 meses) y el contacto con otros perros; combinado con la ausencia de: alopecia diseminada y despigmentación.

Palabras clave: Diagnóstico de hongos dermatofitos, dermatofitosis en perros, dermatopatía.

ÍNDICE.

1. INTRODUCCIÓN.....	1
2. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA.....	3
2.1. Antecedentes.....	3
2.2. Marco teórico.....	5
2.2.1. Dermatofitosis.....	5
2.2.2. Etiología y taxonomía.....	5
2.2.3. Clasificación.....	5
2.2.4. Aspectos epidemiológicos y distribución geográfica.....	6
2.2.5. Fuentes de infección.....	6
2.2.6. Factores predisponentes a la dermatofitosis.....	7
2.2.7. Patogénesis.....	8
2.2.8. Manifestaciones dermatológicas de la dermatofitosis en perros.....	9
2.2.9. Diagnóstico diferencial.....	11
2.2.10. Pruebas de laboratorio para el diagnóstico de la dermatofitosis.....	12
2.2.10.1. Toma de muestra.....	12
2.2.10.2. Observación con lámpara de Wood.....	12
2.2.10.3. Examen microscópico directo con KOH al 20% (tricograma).....	13
2.2.10.4. Cultivo de hongos (DTM).....	13
2.2.10.5. Montaje directo, observación e identificación de los dermatofitos.....	14
2.2.10.6. Microcultivo.....	14
2.2.10.7. Prueba de ureasa.....	15
2.2.11. Morfología de los dermatofitos.....	15
2.2.11.1. <i>Microsporum canis</i>	15
2.2.11.2. <i>Microsporum gypseum</i>	16
2.2.11.3. <i>Trichophyton mentagrophytes</i>	17
2.2.11.4. <i>Trichophyton rubrum</i>	17
2.2.11.5. <i>Epidermophyton floccosum</i>	18
3. MATERIALES Y METODOS.....	19
3.1. Ubicación geográfica.....	19
3.2. Duración de la investigación.....	19
3.3. Descripción del estudio.....	19
3.4. Metodología de campo.....	19
3.4.1. Recolección de información.....	19
3.4.2. Toma de muestras y traslado al laboratorio.....	20

3.5. Metodología de laboratorio.....	20
3.5.1. Observación con lámpara de Wood.....	20
3.5.2. Examen microscópico directo con KOH al 20% (tricograma).....	20
3.5.3. Cultivo de hongos (medio Urano test dermatofitos® o DTM).....	21
3.5.4. Montaje directo, observación e identificación los dermatofitos.....	22
3.5.5. Microcultivo.....	22
3.5.6. Prueba de ureasa para la identificación de especies del género <i>Trichophyton</i> (<i>T. mentagrophytes</i> y <i>T. rubrum</i>).....	23
3.5.7. Reporte de laboratorio.....	23
3.6. Metodología estadística.....	23
3.6.1. Selección de clínicas veterinarias y estimación del tamaño de muestra.....	23
3.6.2. Recolección, procesamiento y análisis de información.....	25
4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	27
4.1. Agentes etiológicos asociados a la dermatofitosis en perros.....	27
4.1.1. Hallazgos de laboratorio.....	28
4.2. Manifestaciones dermatológicas presentes en perros con dermatofitosis.....	32
4.3. Factores predisponentes relacionados a la dermatofitosis en perros.....	33
5. CONCLUSIONES.....	36
6. RECOMENDACIONES.....	37
7. BIBLIOGRAFÍA.....	38
8. ANEXOS.....	43

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1: Manifestaciones dermatológicas presentes en perros con dermatofitosis según diversos autores consultados.....	10
Cuadro 2. Manifestaciones dermatológicas descritas por diferentes autores en perros con dermatofitosis según género y especie.....	11
Cuadro 3. Interpretación de resultados en el medio de cultivo Urano test dermatofitos® (DTM).....	21
Cuadro 4. Clínicas veterinarias seleccionadas en el estudio, número consultas dermatológicas mensuales, casos de dermatofitosis mensuales y asignación del número de muestras.....	25
Cuadro 5. Agentes etiológicos asociados a la dermatofitosis en perros.....	27
Cuadro 6. Hallazgos del tricograma reportados en los perros con dermatofitosis.....	28
Cuadro 7. Tipo de parasitación reportada en el tricograma de los perros con dermatofitosis... ..	29

Cuadro 8. Características macroscópicas y microscópicas de los hongos dermatofitos identificados en el estudio.....	30
Cuadro 9. Manifestaciones dermatológicas reportadas en los perros con dermatofitosis	32
Cuadro 10. Factores predisponentes asociados a la dermatofitosis en perros.....	34
Cuadro 11. Predicción del modelo estadístico del modelo para casos positivos y negativos a dermatofitosis.....	35

ANEXOS

Cuadro A-1. Factores predisponentes asociados a la dermatofitosis en perros.....	43
Cuadro A-2. Prueba de ómnibus de coeficientes del modelo estadístico.....	44
Cuadro A-3. Resumen del modelo estadístico.....	44
Cuadro A-4. Tabla de clasificación del modelo estadístico.....	45
Cuadro A-5. Variables con significancia para el modelo estadístico.....	45
Figura A-1. Ubicación del Laboratorio de Investigación y Diagnóstico del Departamento de Protección Vegetal de la Facultad de Ciencias Agronómicas.....	46
Figura A-2. Hoja de anamnesis.....	47
Figura A-3. Kit para toma de muestra.....	48
Figura A-4. Toma de muestra en clínicas veterinarias.....	48
Figura A-5. Lámpara de Wood.....	48
Figura A-6. Examen microscópico directo con KOH al 20% (tricograma).....	49
Figura A-7. Medio Urano test dermatofitos® (DTM).....	50
Figura A-8. Viraje del medio DTM y crecimiento de las colonias de hongos dermatofitos.....	50
Figura A-9. Montaje directo, observación e identificación de los hongos dermatofitos.....	50
Figura A-10. Microcultivo.....	51
Figura A-11. Prueba de ureasa.....	51
Figura A-12. <i>Microsporum canis</i>	52
Figura A-13. <i>Microsporum gypseum</i>	53
Figura A-14. <i>Trichophyton mentagrophytes</i>	54
Figura A-15. <i>Trichophyton rubrum</i>	55

1. INTRODUCCIÓN.

Las enfermedades de piel que sufren los perros exigen un examen clínico minucioso, por la variedad de agentes que pueden causarlos (Wilkinson y Harvey 1996). Las dermatitis son algunos de los procesos más frecuentes y a menudo objeto de consulta veterinaria por su alta incidencia dentro del conjunto de dermatopatías, así como por la enorme variedad de manifestaciones clínicas que pueden presentar (Casillas 1990).

La etiología en un paciente puede no ser definitiva basándose únicamente en los hallazgos del examen clínico, así que lo recomendable es identificar el agente mediante pruebas de laboratorio. La dermatofitosis es una enfermedad contagiosa no solo entre animales, sino también de los animales al humano (Willemse 1992). La mayoría de casos de dermatofitosis caninas es causada por *M. canis*, *T. mentagrophytes* y *M. gypseum*. El apareamiento de estas enfermedades micóticas en particular ha tenido un comportamiento al alza, ya que a nivel mundial el número de casos descritos de infecciones humanas con *M. canis* aumenta (Foster y Foil 2012). Los métodos diagnósticos para determinar la presencia de dermatofitos están basados en exámenes microscópicos directos y cultivos de las lesiones (Granjeno 2000, Álvarez y Caicedo 2001, Silva 2003). El diagnóstico de la dermatofitosis sobre la base clínica estaría cargado de muchos errores ya que solo puede ser realizado mediante el uso de exámenes de laboratorio (Orellana 2003).

El laboratorio especializado en diagnóstico micológico de Chile, realizó un diagnóstico de hongos dermatofitos en perros utilizando la técnica de tricograma y cultivo de hongos de las lesiones. 85% de los perros diagnosticados con dermatofitosis a través del tricograma fueron confirmados como positivos mediante el cultivo de hongos (15% de error) y 68% de los perros diagnosticados como negativos a través del tricograma fueron confirmados como negativos a través del cultivo de hongos (32% de error). Los efectos secundarios que causan las drogas antimicóticas a nivel hepático, justifica que su uso esté basado en un diagnóstico seguro y no en una suposición clínica (Balazs 2014).

En El Salvador hay pocos estudios acerca de dermatofitos aislados en perros. En 1990 Pinto realizó un estudio preliminar en lesiones sospechosas a dermatofitosis, identificando: *M. canis*, *T. mentagrophytes*, *M. gypseum* y *T. tonsurans* en las muestras analizadas. En el 2003, Orellana identificó: *M. canis* (27.5%), *T. rubrum* (32.5%), *T. mentagrophytes* (37.5%) y otros (2.5%) en 40 perros diagnosticados con la enfermedad. Renderos *et al.* (2012) realizaron

pruebas diagnósticas para identificar hongos dermatofitos con potencial zoonótico en 31 niños de 0-18 años que presentaron lesiones sospechosas de la enfermedad; *T. rubrum* y *T. mentagrophytes* fueron aislados en el 25.8% de los casos.

Esta investigación consistió en realizar pruebas de laboratorio para diagnosticar dermatofitosis en perros e identificar los agentes etiológicos asociados a la enfermedad; se analizaron muestras de 169 perros domésticos con manifestaciones dermatológicas sugerentes a dermatofitosis. Se utilizó el modelo de regresión logística binomial para relacionar la dermatofitosis con las manifestaciones dermatológicas y factores predisponentes encontrados en los pacientes. Para el análisis de laboratorio se utilizaron las siguientes pruebas diagnósticas: examen con lámpara de Wood, examen directo con Hidróxido de Potasio (KOH) al 20% (tricograma) y cultivo de hongos (DTM); además, en algunos casos se utilizaron microcultivo y prueba de ureasa. Se obtuvieron 17 resultados positivos a dermatofitosis, los agentes aislados se mencionan a continuación: *M. canis* (10/17), *M. gypseum* (3/17), *T. mentagrophytes* (2/17) y *T. rubrum* (2/17).

Para el análisis estadístico se utilizó el modelo de regresión logística binomial, las variables en estudio fueron: 24 manifestaciones dermatológicas y 44 factores predisponentes; se determinó con un 47.1% de probabilidad que la dermatofitosis en perros está asociada a la presencia de: alopecia circular multifocal, descamación, liquenificación, edad (menor a 12 meses) y el contacto con otros perros; combinado con la ausencia de: alopecia diseminada y despigmentación. El modelo estadístico toma en cuenta las variables mencionadas de forma grupal, es decir, que la presencia o ausencia de cualquiera de las variables significativas por sí sola, no es un parámetro que permita diagnosticar eficazmente la dermatofitosis en perros.

2. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA.

2.1. Antecedentes.

En España se investigó la etiología de 141 casos de dermatitis en perros y gatos que asistieron a consulta veterinaria, comprobando etiología micótica en 27 de ellos. Las formas clínicas encontradas fueron: anular 60%, fávica 24%, querión 2% y onicomicosis 4% (Casillas 1990).

En San Salvador, El Salvador, se analizaron muestras de 100 perros con lesiones sospechosas a dermatofitosis en las que se identificaron los siguientes hongos dermatofitos: *M. canis* 34%, *T. mentagrophytes* 17%, *M. gypseum* 9% y *T. tonsurans* 7% (Pinto 1990).

En India se realizó un estudio con 211 perros y 170 bovinos, se aislaron 106 cepas (89 de perros y 17 de bovinos) de dermatofitos, encontrando que: 57 correspondieron a *T. mentagrophytes*, 42 a *M. gypseum*, 5 a *T. rubrum* y 2 a *T. simii* (Ranganathan 1998).

La prevalencia de dermatofitos en perros clínicamente sanos fue estudiada en la UNAM, se muestrearon 200 perros que asistieron a cinco clínicas veterinarias. Encontrado dermatofitos en 3.5% (siete) de los casos. Los géneros y especies identificadas fueron *M. gypseum* (5/7), *T. mentagrophytes* (1/7) y *T. terrestre* (1/7). Aunque el estudio no encontró diferencias significativas entre las edades de los animales, si encontró una asociación estadísticamente significativa entre los perros que habitaban dentro de casa y los que habitaban en el jardín (Granjeno 2000).

En Colombia se determinó la frecuencia de dermatofitos evaluando 251 perros, encontrando 33 positivos a dermatofitos. *M. gypseum* se aisló en el 55.9% de las muestras positivas (Álvarez y Caicedo 2001).

En la Universidad Salvadoreña Alberto Masferrer (USAM), El Salvador, de 40 perros diagnosticados con dermatofitosis se obtuvo la siguiente frecuencia: 27.5% *M. canis*, 32.5% *T. rubrum*, 37.5% *T. mentagrophytes* y 2.5% otros (Orellana 2003).

En Chile se realizó un estudio sobre prevalencia de dermatofitosis y el estado portador de 241 perros (121 con lesiones cutáneas y 120 sanos). Los resultados demostraron presencia de dermatofitos en 58 perros con lesiones 48% y 6 sanos 5%. *M. canis* se aisló en 98.3% de las muestras positivas (Silva 2003).

En Turquía se estudiaron 198 perros con lesiones de alopecia y descamación, se identificaron hongos dermatofitos en 37 de los perros, *M. canis* se aisló en el 57.1% (Seker y Dogan 2010).

En Nigeria se analizaron 105 perros en busca de dermatofitos, en 52 de ellos se identificaron los siguientes agentes: *M. canis* 75%, *T. mentagrophytes* 17.3%, *M. gypseum* 5.8% y *M. persicolor* 1.9% (Nweze 2011).

Estudios realizados en pacientes humanos en El Salvador, aislaron hongos dermatofitos con potencial zoonótico; Marín *et al.* (1996) analizaron muestras de pacientes de consulta externa del Hospital Rosales, donde se aislaron tanto levaduras como dermatofitos, identificándose: *Cándida albicans* 29.42%, *Malassezia furfur* 29.42%, *T. rubrum* 11.76%, *M. gypseum* 11.76%, *M. canis* 5.88%, *T. mentagrophytes* 5.88% y *T. tonsurans* 5.88%. Renderos *et al.* (2012) evaluaron 31 pacientes en edades de 0-18 años de edad con lesiones cutáneas sospechosas, de las cuales el 25.8 % resultaron positivos a dermatofitos y encontraron como agentes causales más comunes a *T. rubrum* 87.5% y *T. mentagrophytes* 12.5%. La alta frecuencia de *M. canis* como agente etiológico de dermatofitosis también fue comprobada en Ecuador, se analizaron 94 muestras de pacientes, Identificando: *M. canis* en el 22.1% de ellas y *T. mentagrophytes* en 16.3% (Celi 2013).

2.2. Marco teórico.

2.2.1. Dermatofitosis.

También conocidas como tiñas, tineas, dermatoficias, epidermoficias y epidermofitosis (Bonifaz 2010); son micosis superficiales, afecciones producidas por un grupo de hongos queratinofílicos que atacan los estratos córneos de la piel y sus anexos (Basualdo y Coto 1996). La intensidad de la enfermedad depende de la cepa, de la especie y la sensibilidad del huésped al hongo (Willard 1990).

2.2.2. Etiología y taxonomía.

Las dermatofitosis son ocasionadas por hongos parásitos de la queratina que comprenden tres géneros: *Microsporum*, *Trichophyton* y *Epidermophyton*, ninguno forma parte de la flora normal de la piel. Afectan la piel y los anexos como el pelo y uñas. Según la localización, se manifiestan por afección pilosa, engrosamiento ungueal o por placas con eritema y descamación con bordes activos (Arenas 2011). La taxonomía de los dermatofitos y su identificación rutinaria en el laboratorio se basa principalmente en los criterios morfológicos, macro y microscópicos, relacionados con la fase de reproducción asexual. Pertenecen al Reino Fungi, División Eumycota, Subdivisión Deuteromycotina, Clase Hyphomycetes, Orden Hypomycetales y Familia Moniliaceae (Sarmiento y Trujillo 2006).

2.2.3. Clasificación.

Los dermatofitos se clasifican según su hábitat en: dermatofitos zoofílicos, que se encuentran principalmente en animales pero pueden transmitirse a humanos; dermatofitos antropofílicos, que se encuentran principalmente en humanos y rara vez se transmiten a animales; y dermatofitos geofílicos, que se encuentran principalmente en el suelo, dónde se asocian con pelo, plumas y pezuñas en descomposición, así como otras fuentes de queratina. Los dermatofitos infectan tanto a humanos como a animales, actualmente se sabe que prácticamente todos los dermatofitos constituyen reservorios en el suelo, no obstante todavía se usa este sistema de clasificación para indicar la fuente usual de las especies que causan dermatofitosis (Foster y Foil 2012).

Los dermatofitos antropofílicos, como *M. audouini*, rara vez afectan a los animales domésticos pero pueden ocasionar intensas lesiones inflamatorias en los animales. Las especies zoofílicas de dermatofitos, además de, *M. canis* y *T. mentagrophytes*, como *T. equinum*, *T. verrucosum* y *M. nanum*, pueden causar dermatofitosis en perros o gatos; sin embargo, estos animales en

general están en contacto con ganado, que es reservorio natural o huésped para estos microorganismos (Birchard y Sherding 1996).

2.2.4. Aspectos epidemiológicos y distribución geográfica.

Los dermatofitos tienen distribución mundial, pero algunos se limitan a zonas geográficas específicas. Las tiñas se observan con frecuencia elevada en animales domésticos y salvajes, incluso roedores; afectan el ganado bovino, porcino y equino, así como a las aves; las más afectadas son las especies domésticas como los perros y gatos. Afectan cualquier parte de la piel, en especial la cabeza, que presenta zonas escamosas a veces costrosas y alopecia (Arenas 2011).

Constituyen un importante problema de salud pública (García *et al.* 2010). La prevalencia en perros es baja 20%, aunque varía en función de la localización geográfica, aumentando en climas tropicales o subtropicales. La fuente de las infecciones por *M. canis* es normalmente un gato infectado (Moriello y DeBoer 1991).

En Latinoamérica y México, los dermatofitos más frecuentes son: *T. rubrum* 70%, *T. mentagrophytes* 10%, *T. tonsurans* 3%, *M. canis* 13%, *E. floccosum* 1%. De forma esporádica 3% se aíslan: *M. gypseum*, *M. nanum*, *T. violaceum*, *T. concentricum* y *T. verrucosum* (Bonifaz 2010).

2.2.5. Fuentes de infección.

Depende del hábitat del dermatofito, por tanto puede ser la tierra o por contacto directo con animales afectados. Las esporas de estos hongos se transportan a través del aire o por fómites. La mayoría de las infecciones son adquiridas por contacto directo, el solo contacto de las esporas de los dermatofitos con la piel y su entorno, es capaz de generar la enfermedad, aunque siempre se ha sugerido la posibilidad de que exista cierta predisposición tisular, genética e inmunológica (Bonifaz 2010).

La fuente de las infecciones por *M. canis* es normalmente un gato infectado. Los pelos afectados son frágiles y el método de transmisión más eficaz es a través de fragmentos de pelo caídos que contienen artrosporas infecciosas. Este material puede permanecer infeccioso en el ambiente durante muchos meses (Moriello y DeBoer 1991).

2.2.6. Factores predisponentes a la dermatofitosis.

Los factores predisponentes se mencionan a continuación: edad, sexo, inmunidad, humedad, temperatura y factores individuales (Basualdo y Coto 1996). Los animales jóvenes están predispuestos a adquirir infecciones sintomáticas por dermatofitos; la exposición de animales adultos sanos no siempre lleva a una infección activa. Además, 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 autolimitantes, con resolución de la infección en muchos casos en ocho semanas. Las mascotas inmunodeficientes tienen un riesgo mayor de adquirir infecciones y éstas pueden ser generalizadas y más prolongadas (Moriello y DeBoer 1991).

Los animales jóvenes tienden a desarrollar lesiones más extensas que toman más tiempo en resolverse que las de animales adultos, a menos que estos últimos estén inmunodeprimidos. Esto se debe a que se necesita la capacidad de desarrollar una respuesta inflamatoria eficaz para eliminar la infección (Birchard y Sherding 1996, Mueller 2000).

Se ven afectados animales inmunodeprimidos o que presentan reducción de la cantidad o alteraciones de la función de los leucocitos polimorfos nucleares circulantes; pacientes con neoplasias malignas, especialmente los afectados con leucemia o linfoma, más durante los periodos de quimioterapia; trastornos inmunitarios y metabólicos debilitantes, como lupus eritematoso sistémico y diabetes mellitus; pacientes que recibieron tratamiento con corticosteroides, agentes citotóxicos o antibióticos durante un tiempo prolongado (Mueller 2000).

Los animales viejos, enfermos, inmunocompetentes, o gravemente estresados también están predispuestos a padecer dermatofitosis, y presentan síntomas clínicos más graves. Los Jack Russell Terrier están predispuestos a padecer dermatofitosis debidas a *T. mentagrophytes* y *Trichophyton erinacei* (Harvey y Mckeever 2001). Luego del contacto del animal con el dermatofito, la infección depende además de la edad y del estado de salud, de la piel expuesta y del acicalamiento. Los animales pequeños son más propensos a presentar infecciones sintomáticas. La dermatosis también es más frecuente cuando los animales tienen una nutrición deficiente o viven en poblaciones de muy alta densidad. La mayoría de las infecciones en animales sanos cicatrizan espontáneamente en un período de entre uno y varios meses (CFSPH 2005).

M. canis, es un dermatofito zoofílico y es causa de la mayor parte de los casos clínicos de dermatofitosis en perros. *M. canis* ocasiona alrededor de 98% de los casos de dermatofitosis felina. Se pensaba antes que los gatos servían como reservorio de *M. canis*; sin embargo, estudios recientes han demostrado que rara vez se aísla de gatos sanos. *T. mentagrophytes*, es un dermatofito zoofílico es la tercera causa más común de dermatofitosis en perros y es menos común que afecte a los gatos. *T. mentagrophytes* es el motivo más común de dermatofitosis en roedores y conejos. Los roedores y los conejos mascotas deben considerarse como posibles reservorios de infección. Los roedores silvestres a menudo están infectados, y las infecciones pueden ser clínicamente inaparentes. *M. gypseum* es un dermatofito geofílico que habita normalmente la tierra y descompone el detritus queratináceo. Sin embargo, este microorganismo es la segunda causa más común de dermatofitosis en el perro en Estados Unidos, y en ocasiones infecta a los gatos. *M. gypseum* se aísla más a menudo de animales que pasan mucho tiempo fuera. Tiende a provocar inflamación. Las lesiones se observan por lo común en áreas con mucho contacto con la tierra, como las patas y hocico (Birchard y Sherding 1996).

En cuanto a las razas de perros, los agentes etiológicos de la dermatomicosis atacan sin tener predilección por alguna (Pinto 1990). En cuanto el sexo, no existe una diferencia significativa que indique la presentación de dermatofitosis (Orellana 2003).

2.2.7. Patogénesis.

Los agentes causales más frecuentes de la dermatofitosis en el perro son *M. canis* y *M. gypseum*. Otros dermatofitos aislados con mayor frecuencia son *T. mentagrophytes*, *M. persicolor*, *T. erinacei* y *T. verrucosum*. Tras una infección con un dermatofito, el animal responde con una respuesta tanto celulomediada como humoral. La respuesta inmune, en particular la respuesta celulomediada, tiene por resultado la superación de la infección. La reacción inflamatoria provocada por la dermatofitosis también provoca un incremento de la proliferación epidérmica. Este estado de inmunidad no parece conferir una resistencia completa, aunque las infecciones posteriores en un hospedador inmune provocan un inicio más rápido de los síntomas clínicos y una tendencia a superar las infecciones con mayor rapidez. La infección experimental genera lesiones que alcanzan el tamaño máximo al cabo de unas cinco semanas después de la infección (Harvey y Mckeever 2001). Las lesiones que se presenta son generalizadas afectando diversas ubicaciones como: región glútea, miembros anteriores y posteriores y base de la cola (Orellana 2003).

2.2.8. Manifestaciones dermatológicas de la dermatofitosis en perros.

Las lesiones pueden aparecer sobre cualquier parte del cuerpo y en general se presentan como áreas circulares de alopecia; los pelos normalmente se quiebran en la base, lo que produce el aspecto de que la zona fue rasurada. El centro de la lesión en general contiene escamas de piel pálida, lo que le otorga un aspecto polvoriento y los bordes normalmente son eritematosos. En estadios posteriores, la lesión suele cubrirse con una costra cuyos bordes están inflamados. Las lesiones individuales pueden unirse formando grandes manchas irregulares. Pueden observarse vesículas y pústulas en la infección en forma precoz. También puede observarse una forma nodular focal (Querión), caracterizada por una inflamación grave localizada con piel inflamada, esponjosa y que supura. En forma concurrente puede aparecer onicomycosis (CFSPH 2005).

Las manifestaciones dermatológicas asociadas a la dermatofitosis, varía según diferentes autores y se resumen en el Cuadro 1 y 2.

Cuadro 1: Manifestaciones dermatológicas presentes en perros con dermatofitosis según diversos autores consultados.

Manifestaciones dermatológicas	Autores									Totales	
	Willemse 1992.	Wilkinson y Harvey	Birchard y Sherding	Grant 1997.	Álvarez y Nolasco	Mueller 2000.	Carlotti y Pin 2004.	Atiello 2000.	Jacobo 2012.		Foster y Foil 2012.
1. Descamación	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	10
2. Alopecia circular focal	x	x	x	x		x	x	x	x		8
3. Inflamación	x	x		x	x	x		x		x	7
4. Foliculitis	x	x		x	x	x		x		x	7
5. Eritema	x	x		x	x	x	x				6
6. Querión	x	x			x	x		x		x	6
7. Alopecia diseminada		x				x		x	x	x	5
8. Costras	x	x	x	x		x					5
9. Lesión con cicatrización central		x	x	x			x		x		5
10. Hiperpigmentación		x	x		x					x	4
11. Pelo quebradizo/roto	x	x	x			x					4
12. Lesión con aspecto de rasurado	x	x				x					3
13. Prurito		x	x			x					3
14. Seborrea seca			x					x		x	3
15. Alopecia circular multifocal		x			x						2
16. Alopecia irregular (no circular)			x	x							2
17. Pápulas		x				x					2
18. Pústulas					x		x				2
19. Vaina pilosa					x		x				2
20. Depigmentación										x	1
21. Furúnculo					x						1
22. Liquenificación					x						1
23. Placa					x						1
24. Vesículas						x					1

Fuente: elaboración propia a partir de datos de diferentes autores consultados.

Cuadro 2. Manifestaciones dermatológicas descritas por diferentes autores en perros con dermatofitosis según género y especie.

Manifestaciones dermatológicas	Hongos dermatofitos		
	<i>M. canis</i>	<i>M. gypseum</i>	<i>T. mentagrophytes</i>
Alopecia circular multifocal	Wilkinson y Harvey 1996.		
Alopecia circular focal	Álvarez y Nolasco 1998.	Wilkinson y Harvey 1996.	
Alopecia diseminada		Birchard y Sherding 1996.	Birchard y Sherding 1996, Álvarez y Nolasco 1998.
Costras		Wilkinson y Harvey 1996.	Wilkinson y Harvey 1996, Foster y Foil 2012.
Descamación	Wilkinson y Harvey 1996.		Foster y Foil 2012.
Despigmentación			Foster y Foil 2012.
Eritema	Wilkinson y Harvey 1996, Álvarez y Nolasco 1998.		
Foliculitis	Wilkinson y Harvey 1996.		Wilkinson y Harvey 1996.
Hiperpigmentación		Álvarez y Nolasco 1998.	Wilkinson y Harvey 1996.
Inflamación	Álvarez y Nolasco 1998, Wilkinson y Harvey 1996.		Willard 1990, Wilkinson y Harvey 1996.
Liquenificación		Álvarez y Nolasco 1998.	
Pústulas			Wilkinson y Harvey 1996.
Querión	Wilkinson y Harvey 1996.	Birchard y Sherding 1996, Álvarez y Nolasco 1998, Mueller 2000, Foster y Foil 2012.	Álvarez y Nolasco 1998, Wilkinson y Harvey 1996.
Seborrea seca			Birchard y Sherding 1996.
Prurito		Wilkinson y Harvey 1996.	

Fuente: elaboración propia a partir de datos de diferentes autores consultados.

2.2.9. Diagnóstico diferencial.

Debe incluirse un diagnóstico diferencial de: Infecciones bacterianas, piodermas bacterianas por especies de *Staphylococcus aureus*, *S. epidermidis*, *S. xylosus*, *S. simulans* y *S. hominis*. Forunculosis, *Pasteurella multocida*. También pueden involucrarse anaerobios como: *Fusobacterium*, *Bacteroides*, *Clostridium*, *Peptostreptococcus* y *Orphyromonas spp.* La foliculitis superficial, foliculitis estafilocócica, placa seborreica, alergias, atopia canina, alergia por picadura de pulgas, alergia alimentaria, trastornos hormonales, hipotiroidismo, hiperadrenocorticalismo, ectoparasitismo, demodicosis, dermatitis húmeda aguda,

deficiencias alimentarias, dermatitis sensible al zinc, levaduras como *Malassezia spp.* (Balazs 2014, Foster y Foil 2012).

2.2.10. Pruebas de laboratorio para el diagnóstico de la dermatofitosis.

2.2.10.1. Toma de muestra.

El primer paso para abordar un caso de dermatología consiste en realizar una amplia anamnesis, exploración dermatológica y recoger las muestras más adecuadas, según la sospecha clínica. La toma de muestras es crucial, ya que de ella dependen los primeros resultados que ayudarán a encauzar el caso y a establecer el diagnóstico (Pol y Brazis 2011).

Para el diagnóstico de laboratorio, debe realizarse la toma de muestras de escamas y pelos de las lesiones que se consideren ocasionadas por hongos dermatofitos. Para la toma de muestra en las lesiones definidas con: focos alopecicos, pápulas foliculares, escamas y costras, se realiza asepsia con alcohol al 70% y se deja secar; luego se procede a seleccionar pelos rotos y con pinza hemostática, se arrancan desde la raíz para poder observar el folículo del pelo. Para incluir escamas en la muestra, se recomienda el método McKenzie del cepillo de dientes; el pelo es cepillado con un cepillo de dientes nuevo y se coloca en una caja Petri y se sella con cinta (Wilkinson y Harvey 1996). Se recomienda que la cantidad de muestra de pelos y escamas sea suficiente para obtener un crecimiento fúngico que permita diagnosticar la dermatofitosis (Pol y Brazis 2011).

2.2.10.2. Observación con lámpara de Wood.

La lámpara de Wood consiste en una fuente de luz ultravioleta de onda larga, la cual es filtrada por vidrio de silicato de bario, que contiene un 9% de óxido de níquel. Esta luz es aplicada directamente sobre la piel y permite la identificación de lesiones dermatológicas que fluorescen (Palomino 2002).

La lámpara se deja calentar por 5 minutos y se utiliza en un cuarto oscuro para examinar el pelaje del animal; esta emite una longitud de onda que produce la fluorescencia verde manzana típica de los pelos afectados por *M. canis*, esta técnica permite seleccionar los pelos apropiados para el tricograma y el cultivo para confirmar el diagnóstico. Desafortunadamente no todas las cepas de *M. canis* fluorescen, el número de cepas que emiten fluorescencia positiva varía entre un 30-50% (Foster y Foil 2012) y de 50% -70% (Villiers y Blackwood 2012).

2.2.10.3. Examen microscópico directo con KOH al 20% (tricograma).

Consiste en un análisis cualitativo del pelo que orienta el diagnóstico en pacientes con problemas dermatológicos, se observa la muestra en busca de ácaros y estructuras fúngicas. El KOH 20% elimina el material queratínico y clarifica, permitiendo la identificación de hifas o esporas; cuando es calentado suavemente permite disgregar los restos celulares, sin que se afecten los elementos fúngicos (Pol y Brazis 2011, Palomino 2002).

Descripción de la técnica: se escogen los pelos que parecen dañados o sucios de la periferia de la lesión, estos se arranca de raíz para tener una muestra de la parte intrafolicular de los pelos sospechosos. Se coloca la muestra en una gota grande de Hidróxido de Potasio (KOH) al 10-20%, se examina al microscopio con los aumentos 10x y 40x para visualizar pelos rotos con restos adheridos y cutícula alterada; luego se examinan estos pelos para visualizar hifas y masas de artrosporas (Foster y Foil 2012).

2.2.10.4. Cultivo de hongos (DTM).

El agar Sabouraud es el medio para cultivo de hongos más común pero en la práctica se usa frecuentemente el medio de prueba para dermatofito (DTM), este último, es un agar Sabouraud con indicador de pH e inhibidores de hongos saprófitos y bacterias que permite diagnosticar dermatofitosis causadas por hongos de los géneros *Microsporum*, *Trichophyton* y *Epidermophyton*. Las escamas y los pelos recolectados son colocados suavemente en agar y se cierra la placa; tras la inoculación se incuba entre 25°C y 30°C con 30% de humedad o en un rincón oscuro. Los cultivos deben ser incubados durante 2 a 3 semanas y ser evaluados diariamente. El viraje de color del medio (cambio de pH) que ocurre con el crecimiento de las colonias indica presencia de dermatofitos. Estos hongos utilizan proteína y producen metabolitos alcalinos los cuales causan el cambio de pH. Es necesario que el cambio de color se observe y coincida con el desarrollo de la colonia. Los cambios de color ocurren también en asociación con colonias saprófitas maduras. Inicialmente los saprófitos utilizan carbohidratos, una vez que todos los carbohidratos han sido utilizados y la colonia ya ha crecido los saprófitos buscan las proteínas y cambian rápidamente de color y pH con los subsiguientes metabolitos alcalinos. Puede ser imposible el distinguir a simple vista, si es un hongo patológico o saprófito (Wilkinson y Harvey 1996).

Interpretación del DTM: el resultado positivo se produce cuando ocurre un cambio de color del medio de cultivo de amarillo a rojo, suele producirse antes de que haya crecimiento de colonias

blancas o al mismo tiempo que comienzan a crecer; el resultado negativo se produce cuando no hay cambio de color en el medio de cultivo, puede producirse crecimiento de colonias sin cambio de color debido a la flora saprófita, pero estas son de color gris marrón o verde y no blanco como en el caso de los hongos dermatofitos. A partir del día 12, también se podría producir un cambio de color del medio de cultivo debido al crecimiento de hongos saprófitos, pero las colonias serán siempre grisáceas, marrones o verduzcas y el cambio de color se produce cuando ya hay mucho crecimiento de colonias. En este caso, el resultado ha de considerarse siempre negativo (BBL 2012).

2.2.10.5. Montaje directo, observación e identificación de los dermatofitos.

Para observar el crecimiento fúngico de la colonia de hongos e identificarlos, se utilizan las siguientes técnicas:

i) Disociado con lactofenol azul algodón (LAA).

Se coloca una gota de lactofenol azul algodón en un portaobjetos; se toma una porción del crecimiento fúngico con un asa en "L" y se mezcla con la gota de lactofenol azul algodón. Se coloca un cubreobjetos a la preparación y se observa al microscopio con el objetivo 10-40x. Se realiza la identificación de género y especie basándose en las características microscópicas como son: las hifas, macro y microconidias del hongo dermatofito (Bonifaz 2010).

ii) Técnica de la cinta adhesiva.

La cinta adhesiva transparente se imprime suavemente sobre el cultivo (con el lado adhesivo hacia abajo); se coloca una gota de LAA sobre una lámina portaobjetos y se coloca la cinta adhesiva sobre ella, se coloca un cubreobjetos y observa bajo el microscopio (Wilkinson y Harvey 1996).

2.2.10.6. Microcultivo.

Permite visualizar al microscopio el micelio en su conjunto no solo una parte del mismo, como ocurre con el método de disociación. Se recomienda en los casos en los que la preparación en fresco por disección o de la cinta adhesiva no permita establecer una identificación exacta, o cuando se deseen preparaciones permanentes para fines didácticos se recomienda la técnica de Microcultivo. Pueden hacerse preparaciones de alta calidad en las que se conservan a la perfección las estructuras y las disposiciones de las esporas. Los pasos para

realizar el microcultivo se describen a continuación: se coloca un trozo redondo de papel filtro en el fondo de una caja Petri estéril y un par de varillas de vidrio delgado que sirven como apoyo a un portaobjetos de 7.5 x 2.3 cm en el que se monta una porción de Agar Dextrosa Sabouraud de 1.5 cm x 1.5 cm de superficie y 2 mm de espesor aproximadamente y se coloca una lámina cubreobjetos. Se inoculan los bordes de la superficie del cuadrado del agar en cuatro lugares con una porción pequeña de la colonia del hongo a estudiar. Se pipetea 7 ml de agua destilada estéril y se depositan en el fondo de la placa de Petri para saturar el papel filtro y formar una cámara húmeda. Se coloca la tapa de la placa de Petri y se incuba a temperatura ambiente por 6-12 días. Cuando se observa el crecimiento micelial a simple vista, se levanta el cubreobjetos de la superficie del agar con un par de pinzas. El cubreobjetos se coloca junto con una gota de lactofenol azul algodón en un portaobjetos y se observa al microscopio con el objetivo de 40x (Koneman 2006).

2.2.10.7. Prueba de ureasa.

El medio es un agar base urea de Christensen, este método se basa en que la urea puede ser utilizada como fuente de Nitrógeno. Si no utiliza la urea el hongo crece de la misma manera, pero la utilización de la misma lleva a la liberación de amonio con el consiguiente aumento del pH y viraje del indicador, siendo ésta la base de este test. Los resultados del test varían entre especies de dermatofitos y es usado para distinguir *T. mentagrophytes* (ureasa +) de *T. rubrum* (ureasa -) (BBL 2007).

El agar se prepara en forma sólida y se coloca en tubos de ensayo; estos se inoculan, tapan con algodón y se resguardan de la luz. Un cambio en el color del medio de amarillo a rojo antes de siete días indica la factibilidad para usar urea. *T. rubrum* y *T. erinacei* son negativos y *T. mentagrophytes*, *T. tonsurans* y *T. megnini*, son positivos; *T. raubitschekii* es positivo, ese hongo es similar a *T. rubrum*, pero por esta característica algunos lo consideran una especie diferente (Arenas 2011).

2.2.11. Morfología de los dermatofitos.

2.2.11.1. *Microsporum canis*.

Comúnmente aislado en perros y gatos infectados con dermatofitos. El tricograma revela pequeñas esporas en el exterior del pelo (Marin *et al.* 1996). Comúnmente ocasiona parasitación de tipo microspórico (Arenas 2011). No todas las cepas de *M. canis* producen

fluorescencia, el número de cepas que muestran fluorescencia positiva varía entre un 30 y un 50% (Foster y Foil 2012).

Macroscópicamente la colonia se desarrolla de 3-8 días a temperatura ambiente (Koneman 2006, Renderos *et al.* 2012). El aspecto es algodonoso, lanoso, plumoso o sedoso con centro polvoriento (Marin *et al.* 1996, Sarmiento y Trujillo 2006, Koneman 2006). El micelio que se adhiere con facilidad a las paredes de los tubos y al reverso presenta un pigmento amarillo que se difunde a través del medio (Renderos *et al.* 2012). Las tonalidades varían desde color amarillo, amarillo-naranja, tonalidades cremas, gris o hasta parda en cultivos viejos y el reverso desde amarilla castaño hasta abundante tinte amarillo rojizo (Marin *et al.* 1996, Sarmiento y Trujillo 2006, Koneman 2006).

Microscópicamente tiene abundantes hifas delgadas, largas, tabicadas y ramificadas, que dan el aspecto de un árbol; las hifas pueden tener la modalidad de raquetas intercaladas (Renderos *et al.* 2012). Macroconidios multicelulares, fusiformes, puntiagudos y con el extremo algo doblado sobre un lado presentando de 6 a 12 septos lo cual es característica de *M. canis* (Koneman 2008). Su tamaño es de 30-110 micras de largo por 7-25 micras de ancho (Sarmiento y Trujillo 2006, Renderos *et al.* 2012). Microconidios piriformes son habitualmente escasos, en breves racimos que brotan lateralmente de la hifa (Sarmiento y Trujillo 2006). Su tamaño es de 1-5 micras (Sarmiento y Trujillo 2006, Renderos *et al.* 2012). En las infecciones del pelo, se disponen en grupos, con forma de mosaicos por fuera del tallo (Koneman 2006).

2.2.11.2. *Microsporium gypseum.*

Tiene vida libre (geofílico), generalmente infecta pelo y piel y no fluorescen bajo la luz de la lámpara de Wood (Marin *et al.* 1996). Por lo general produce parasitación de tipo microspórico en los pelos afectados (Arenas 2011).

Macroscópicamente crece como colonias planas con borde irregular. Superficie polvosa. Puede aparecer color canela. En el reverso de la colonia es de un color naranja a café (Marin *et al.* 1996). Se desarrolla de 6-8 días en agar dextrosa sabouraud (Sarmiento y Trujillo 2006). La superficie se torna azucarada o granular cuando se producen conidios (Koneman 2006). Los pelos infectados se muestran irregularmente envueltos por racimos de esporas en cadenas (Marin *et al.* 1996).

Microscópicamente los macroconidios son de pared delgada, elípticas y que muestran menos de 6 septos, con extremos redondeados (Sarmiento y Trujillo 2006). Estos son aproximadamente de 50-120 micras de largo por 10-20 micras de ancho (Renderos *et al.* 2012). Suelen ser más numerosos que los de *M. canis*, pero la forma de barril es menos notoria y presenta puntas redondeadas. Estos rastros no siempre son bien definidos y otros criterios, como el sitio y la naturaleza de la infección, antecedente de exposición a los animales y la morfología de la colonia, pueden ser útiles para la identificación diferencial (Koneman 2006). Se ven muy pocos microconidios, con pared lisa y de forma de bastón (Sarmiento y Trujillo 2006). La mayoría de las cepas tienen escasos microconidios piriformes de 4-6 micras de largo (Renderos *et al.* 2012).

2.2.11.3. *Trichophyton mentagrophytes*.

Los pelos afectados pueden presentar parasitación de tipo microide (Arenas 2011). Macroscópicamente su colonia presenta un aspecto pulverulento o polvoso, plana, seca, de color blanco o blanco amarillento; en raras ocasiones forma pigmento (Renderos *et al.* 2012). Se desarrolla con un crecimiento moderado rápido de 7-14 días (Sarmiento y Trujillo 2006).

Microscópicamente presenta abundantes hifas delgadas y tabicadas y en algunas cepas abundantes hifas en espirales. Presentan escasos macroconidios en forma de puro, paredes lisas con 2-4 tabiques y miden entre 20-40 micras de largo por 6-8 de ancho. Se forman gran cantidad de microconidios esféricos que nacen en racimos así como a lo largo de las hifas (Renderos *et al.* 2012).

2.2.11.4. *Trichophyton rubrum*.

Es antropófilo, rara vez se aísla en animales o el suelo. La parasitación del pelo puede ser endothrix de tipo tricofítico (raro) o ectoendothrix de tipo microide. No presentan fluorescencia (Willard 1990, Arenas 2011).

Macroscópicamente la colonia plana generalmente blanca, algodonosa y de superficie suave. El reverso de la colonia es de color rosa-rojo y es producida de 3-4 semanas después de la incubación (Marin *et al.* 1996).

Microscópicamente raras veces se observan macroconidios multicelulares; cuando están presentes son largos y con forma de lápiz, con paredes lisas, delgadas, similares a los generados por *T. mentagrophytes*. Vistos al microscopio, los microconidios tienden a presentar

formas de lágrimas y suelen distribuirse a cada lado de las hebras de las hifas, lo que origina un aspecto de “pájaros en un cerco” (Koneman 2006). *T. mentagrophytes* produce ureasa dentro de los 2 o 3 días posteriores a la inoculación en agar con urea de Christensen. A diferencia de *T. rubrum*, *T. mentagrophytes* perfora el pelo. Este último criterio puede ser utilizado cuando es difícil distinguir entre estas 2 especies (Bailey y Scott 2009).

2.2.11.5. *Epidermophyton floccosum*.

Dermatofito antropófilo, generalmente no se aísla en el suelo (Willard 1990).

Macroscópicamente las colonias crecen con rapidez, en el término de 3-5 días; en un comienzo son blanco-grisáceas y luego, cuando maduran, adquieren una pigmentación característica verde caqui. Pueden verse serpentinas de hifas blanco amarillentas que se irradian desde el centro de la colonia hacia la periferia. La superficie se torna granular al madurar y producir conidios (Koneman 2006).

Microscópicamente hay macroconidios de 7-12 x 20-40 micras de diámetro, de paredes delgadas, en forma de mazo con un extremo redondeado. No hay microconidios pero hay numerosas clamidosporas (Arenas 2011).

3. MATERIALES Y METODOS.

3.1. Ubicación geográfica.

Esta investigación se llevó a cabo en el Laboratorio de Investigación y Diagnóstico del Departamento de Protección Vegetal de la Facultad de Ciencias Agronómicas, Universidad de El Salvador. Situado en el municipio de San Salvador, departamento de San Salvador, El Salvador; en las coordenadas geográficas 13°41'52.64"N y 89°11'29.18"W, con temperaturas diarias que oscilan entre los 18-33°, humedad relativa entre 46-73% y a una elevación de 650 m.s.n.m. (Figura A-1).

3.2. Duración de la investigación.

La investigación tuvo una duración total de 14 meses, desde mayo 2016 hasta julio 2017. La fase de campo inició el 25 de mayo de 2016 y finalizó el 20 de octubre del mismo año.

3.3. Descripción del estudio.

La investigación consistió en realizar pruebas de laboratorio para diagnosticar dermatofitosis en perros domésticos que recibieron atención médica en clínicas veterinarias del municipio de San Salvador y que presentaron al menos una manifestación dermatológica sugerente a la enfermedad al momento de la evaluación médica. Conjuntamente, se realizó un análisis estadístico para relacionar la dermatofitosis con las variables en estudio.

A las muestras se les realizó: examen con lámpara de Wood, examen directo con Hidróxido de Potasio (KOH) al 20% o tricograma, cultivo de hongos kit Urano Test Dermatofitos® y en algunos casos se utilizó el microcultivo y la prueba de ureasa. Para el análisis estadístico se aplicó el modelo de regresión logística binomial, las variables en estudio fueron: 24 manifestaciones dermatológicas y 44 factores predisponentes.

3.4. Metodología de campo.

3.4.1. Recolección de información.

La información de los perros seleccionados en el estudio se recolectó en una hoja de anamnesis (Figura A-2). Esta contenía 21 preguntas sobre datos básicos del paciente e información referente a manifestaciones dermatológicas y factores predisponentes asociadas a dermatofitosis en perros. La hoja de anamnesis fue individual para cada paciente muestreado y fue llenada por los médicos veterinarios de las clínicas seleccionadas.

3.4.2. Toma de muestras y traslado al laboratorio.

Se procesaron muestras de piel y pelo de 169 perros que presentaron al menos una de 24 manifestaciones dermatológicas sugerentes a dermatofitosis, descritas según diversos autores consultados. Se contó con el apoyo de 16 clínicas veterinarias del municipio de San Salvador; se entregaron kits de toma de muestra y hojas de anamnesis para cada paciente, las muestras fueron recolectas por los médicos veterinarios a cargo de las clínicas y remitidas diariamente al Laboratorio de Investigación y Diagnóstico de la Facultad de Ciencias Agronómicas.

El kit de toma de muestra contenía: algodón con alcohol etílico al 70%, pinza descartable, cepillo dental nuevo, caja de Petri estéril y bolsa transparente guardar la caja Petri, cepillo y anamnesis (Figura A-3 y A-4).

3.5. Metodología de laboratorio.

3.5.1. Observación con lámpara de Wood.

Los pelos y escamas seleccionados de las lesiones se colocaron en placas de Petri estériles; se expusieron a la lámpara de Wood en una cámara oscura para observar una posible fluorescencia emitida por dermatofitos (Figura A-5). En los casos donde se evidenció fluorescencia amarillo verdoso, esto sirvió para orientar la selección los pelos para el tricograma y el cultivo del hongo, cabe mencionar que no todos los dermatofitos emiten fluorescencia.

3.5.2. Examen microscópico directo con KOH al 20% (tricograma).

Se colocaron las muestras de pelos y escamas en un portaobjetos y se agregó una gota de KOH al 20%; se colocó un cubreobjetos y se examinaron al microscopio con los aumentos 10x y 40x en busca de estructuras características de hongos dermatofitos (hifas o arthroconidias). Se buscó parasitación de pelo de tipo endothrix y ectoendothrix, estructuras como esporas y elementos fúngicos que sugieren la presencia de dermatofitos. Se observó el bulbo piloso en busca de daño producido por el hongo. En las escamas se buscó presencia de esporas refringentes y filamentos artrosporados (Figura A-6).

3.5.3. Cultivo de hongos (medio Urano test dermatofitos® o DTM).

El Urano test dermatofitos® (Figura A-7) es un medio de cultivo que permite diagnosticar dermatofitosis causadas por hongos de los géneros *Microsporum*, *Trichophyton* y *Epidermophyton*.

Interpretación de los resultados: el resultado positivo se produce cuando ocurre un cambio de color del medio de cultivo de amarillo a rojo (Figura A-8). El viraje de color se suele producir antes de que haya crecimiento de las primeras colonias o al mismo tiempo que comienzan a crecer. Las colonias de dermatofitos son de color blanco.

El resultado negativo se produce cuando no hay cambio de color en el medio de cultivo, también puede producirse crecimiento de colonias sin cambio de color debido a la flora saprófita, pero estas son de colores gris marrón o verdes y no blancos como en el caso de los hongos dermatofitos. A partir del día 12, también se podría producir un cambio de color del medio de cultivo debido al crecimiento de hongos saprófitos, pero las colonias serán siempre grisáceas, marrones o verduzcas y el cambio de color se produce cuando ya hay mucho crecimiento de colonias. En este caso, el resultado ha de considerarse siempre negativo (BBL 2012) (Cuadro 3).

Cuadro 3. Interpretación de resultados en el medio de cultivo Urano test dermatofitos® (DTM).

Cambio de color	Período de tiempo	Color de colonias	Interpretación
Ninguno	A partir de 12 días	No hay colonias	Negativo
Ninguno	A partir de 2 días	Colonias marrones, grisáceas o verduzcas	Negativo
Amarillo a rojo	Entre 2-12 días	Colonias blancas	Positivo
Amarillo a rojo	A partir de 12 días	Colonias marrones, grisáceas o verduzcas	Negativo. El cambio de color se debe al crecimiento de flora saprófita que ocurre con posterioridad al tiempo de lectura recomendado del test de 12 días

Fuente: Fabricante del medio Urano test dermatofitos®

Para inocular el medio Urano test dermatofitos® se realizaron los pasos descritos a continuación: Se retiró la lámina de aluminio de la placa del kit Urano test dermatofitos®, se

tomó una pequeña muestra de pelos y escamas para depositar la muestra en la placa y se colocó la tapa. Se anotó la fecha y datos de paciente y se guardó la placa en un lugar reservado de la luz, a temperatura ambiente. A partir del segundo día, se observó diariamente la placa para determinar si hubo crecimiento fúngico y/o cambio de color.

3.5.4. Montaje directo, observación e identificación de los dermatofitos.

Para observar el crecimiento fúngico de la colonia de hongos e identificarlos, se utilizaron las siguientes técnicas:

i) Disociado con lactofenol azul algodón (LAA).

Se colocó una gota de lactofenol azul algodón en un portaobjetos; se tomó una porción del crecimiento fúngico con un asa en L y se mezcló con la gota de lactofenol azul algodón. Se colocó un cubreobjetos a la preparación y se observó al microscopio con el objetivo 10-40x. Se realizó la identificación de género y especie del hongo observando las características microscópicas: las hifas, macro y microconidias características de hongos dermatofitos.

ii) Técnica de la cinta adhesiva.

La cinta adhesiva transparente se imprimió suavemente sobre el cultivo (con el lado adhesivo hacia abajo); se colocó una gota de LAA sobre una lámina portaobjetos y se colocó la cinta adhesiva sobre ella, se colocó un cubreobjetos y observó bajo el microscopio (Figura A-9).

3.5.5. Microcultivo.

La técnica de microcultivo se realizó en aquellos casos donde el hongo no presentó estructuras características que permitieran identificarlo o cuando no fue posible su identificación mediante la técnica del disociado o cinta adhesiva. Esta técnica favoreció la esporulación del hongo y permitió observar las hifas, macro y microconidios intactos.

Los pasos que se siguieron para la elaboración del microcultivo fueron: se colocó un trozo redondo de papel filtro en el fondo de una caja de Petri estéril y se colocó un par de varillas de vidrio delgado que sirvieron como apoyo a un portaobjetos de 7.5 x 2.3 cm. Se colocó una porción de Agar Dextrosa Sabouraud de 1.5 cm x 1.5 cm de superficie y 2 mm de espesor aproximadamente, en la superficie del portaobjetos y a continuación se colocó encima una lámina cubreobjetos. Se inocularon los bordes de la superficie del cuadrado del agar en cuatro lugares con una porción pequeña de la colonia del hongo a estudiar. Se pipetearon 7 ml de

agua destilada estéril y se depositaron en el fondo de la placa de Petri para saturar el papel filtro y formar una cámara húmeda. Se colocó la tapa de la placa de Petri y se incubó a temperatura ambiente por 6-12 días. Cuando se observó el crecimiento micelial a simple vista, se levantó el cubreobjetos y se le colocó en un portaobjetos con una gota de lactofenol azul algodón y se observó al microscopio con el objetivo de 40x (Figura A-10).

3.5.6. Prueba de ureasa para la identificación de especies del género *Trichophyton* (*T. mentagrophytes* y *T. rubrum*).

Se preparó agar base urea de Christensen en tubos de ensayo, se inocularon con el hongo a investigar y se sellaron con tapón de algodón. Se resguardaron de la luz y se observaron diariamente para reportar el viraje del medio.

El resultado positivo (viraje rojo del medio por alcalinización) se utiliza para diferenciar *T. mentagrophytes* (ureasa +) de *T. rubrum* (ureasa -) (Figura A-11).

3.5.7. Reporte de laboratorio.

Se elaboraron hojas de reporte de laboratorio, los cuales fueron enviados a las clínicas veterinarias remitentes con los resultado positivos o negativos a dermatofitosis, también se reportaron observaciones como presencia de ácaros en la muestra.

3.6. Metodología estadística.

3.6.1. Selección de clínicas veterinarias y estimación del tamaño de muestra.

Para la selección de las clínicas del municipio de San Salvador se utilizó el Directorio vigente de Establecimientos Agropecuarios proporcionado por el Ministerio de Agricultura y Ganadería (MAG). Se descartaron las clínicas fuera de funcionamiento y las que se dedican exclusivamente a servicios de peluquería, farmacia y venta de accesorios. Se estableció comunicación electrónica y telefónica con los médicos veterinarios de las clínicas para obtener datos de la cantidad de perros que asisten a consulta dermatológica y la cantidad de perros sospechosos a dermatofitosis reportados en el último año.

Para elegir las clínicas veterinarias participantes, se aplicó un muestreo no probabilístico de tipo dirigido y se establecieron 3 criterios de selección: i) Ubicación accesible y segura para los investigadores; ii) Cantidad de pacientes atendidos mensualmente por dermatofitosis es

mayor o igual a diez; iii) Tener al menos un año de funcionamiento. Se obtuvo un total de 16 clínicas que cumplieron los criterios mencionados.

Se determinó el tamaño de muestra utilizando la fórmula para el cálculo de una proporción en poblaciones finitas, utilizando la siguiente fórmula:

$$n = \frac{k^2 N p q}{e^2 (N - 1) + k^2 p q}$$

Dónde:

n: tamaño de la muestra.

k: Nivel de confianza al 95% (1.96).

N: tamaño de la población en estudio (306).

p: proporción de individuos que poseen en la población la característica de estudio (0.42).

q: 1-p (0.58).

e: 5% (0.05).

Se obtuvo un total de 169 unidades muestrales (perros), la cantidad de muestras asignadas a cada una de las 16 clínicas participantes se obtuvo por afijación proporcional, de acuerdo a la cantidad de perros sospechosos de dermatofitosis que han asistido a consulta veterinaria según los registros clínicos.

La cantidad de clínicas que cumplieron los criterios de selección, el número de consultas dermatológicas mensuales, casos de dermatofitosis mensuales y el número de muestras asignadas a cada clínica veterinaria se resumen en el cuadro 4.

Cuadro 4. Clínicas veterinarias seleccionadas en el estudio, número de consultas dermatológicas mensuales, casos de dermatofitosis mensuales y asignación del número de muestras.

Clínicas.	Consultas dermatológicas mensuales.	Casos de dermatofitosis mensuales.	%	Número de muestras.
1.A	34	16	5.22	9
2.B	22	12	3.92	7
3.C	26	12	3.92	7
4.D	32	12	3.92	7
5.E	180	72	23.53	39
6.F	64	32	10.46	17
7.G	46	18	5.88	9
8.H	78	24	7.84	13
9.I	44	18	5.88	9
10.J	40	14	4.58	8
11.K	48	12	3.92	7
12.L	14	10	3.27	6
13.M	30	12	3.92	7
14.N	20	16	5.23	9
15.O	24	12	3.92	7
16.P	22	14	4.79	8
Totales	724	306	100.22	169

Fuente: construcción propia a partir de encuestas realizadas.

3.6.2. Recolección, procesamiento y análisis de información.

La información de los pacientes se recolectó en hojas de anamnesis, estas incluyeron las manifestaciones dermatológicas y los factores predisponentes presentes al momento de consulta. Para los resultados de laboratorio; se elaboraron hojas de reporte de laboratorio, los cuales fueron enviados a las clínicas veterinarias remitentes. Para el análisis estadístico se utilizó el modelo de regresión logística binomial, utilizando como variable respuesta el resultado del diagnóstico de laboratorio (positivo o negativo). Codificado como “positivo” si las pruebas de laboratorio mostraban la presencia de hongos dermatofitos y “negativo” si las pruebas no mostraban la presencia de hongos dermatofitos. Las variables predictoras fueron las respuestas de la anamnesis de cada individuo sujeto de estudio. Se incluyeron características del individuo, manifestaciones dermatológicas y factores predisponentes. Las variables del modelo estadístico, fueron seleccionadas mediante el procedimiento “Hacia

adelante” utilizando como criterio la razón de verosimilitud, este análisis fue llevado a cabo en el programa SPSS versión 24 (Cuadro A-1, A-2, A-3, A-4 y A-5).

4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.

4.1. Agentes etiológicos asociados a la dermatofitosis en perros.

Se determinó la presencia de hongos dermatofitos en 17 de 169 muestras analizadas. Los agentes etiológicos identificados en el estudio fueron: *M. canis*, *M. gypseum*, *T. mentagrophytes* y *T. rubrum*; siendo el más frecuente *M. canis* encontrado en el 58.8% y *M. gypseum* en el 17.6%, los menos frecuentes fueron *T. mentagrophytes* y *T. rubrum* con el 11.8% respectivamente (Cuadro 5).

Cuadro 5. Agentes etiológicos asociados a la dermatofitosis en perros.

Agente aislado	Frecuencia n=17	%
<i>M. canis</i>	10	58.8
<i>M. gypseum</i>	3	17.6
<i>T. mentagrophytes</i>	2	11.8
<i>T. rubrum</i>	2	11.8
Total	17	100

Fuente: construcción propia a partir de los resultados de laboratorio.

El estudio demostró que la principal causa de dermatofitosis en perros que asisten a consulta veterinaria en el municipio de San Salvador fue *M. canis*, esto coincide con estudios similares realizados en otras regiones geográficas como: Nweze (2011) aisló *M. canis* en un 75% de los casos, Seker y Dogan (2010) en el 57.1%, Silva (2003) en el 98.3% y Celi (2013) en el 22.1%. En El Salvador, resultados obtenidos por Pinto (1990) coincidieron que *M. canis* es el dermatofito más comúnmente aislado y fue reportado en 34% de los casos, por otro lado Orellana (2003) lo identificó como la tercera causa con el 27.5%. Autores como Harvey y Mckeever (2001) y Foster y Foil (2012) concuerdan al identificar a *M. canis*, *M. gypseum* y *T. mentagrophytes* como los agentes causales más frecuentes de la dermatofitosis en perros.

M. gypseum se reportó como la segunda causa de dermatofitosis en perros, sin embargo investigaciones similares realizadas por Granjeno (2000) y Álvarez y Caicedo (2001) lo sugirieron como la principal causa de dermatofitosis; mientras que Nweze (2011) y Pinto (1990) lo mencionaron como la tercera causa con el 5.8% y 9% respectivamente.

Por otra parte, *T. mentagrophytes* y *T. rubrum* fueron aislados en iguales proporciones y se establecieron como la tercera causa de dermatofitosis en perros, así mismo Álvarez y Caicedo (2001) concordaron que estos agentes fueron la tercera y cuarta causa de dermatofitosis con

el 14.7% y el 2.9% respectivamente. Mientras que Granjeno (2000), Celi (2013) y Nweze (2011) establecieron que *T. mentagrophytes* fue la segunda causa de dermatofitosis con el 14.3%, 16.3% y 17.3% correspondientemente. *T. rubrum* no se aisló en los estudios antes mencionados.

En El Salvador, Pinto (1990) identificó *M. mentagrophytes* como segunda causa y fue aislado en el 17% de los casos; mientras que Orellana (2003) identificó a este último en un 37.5% y aisló a *T. rubrum* en un 32.5%, sugiriéndolos a ambos como la principal y segunda causa de las dermatofitosis, respectivamente.

4.1.1. Hallazgos de laboratorio.

Los hallazgos del tricograma reportados en los perros con dermatofitosis se resumen en el (Cuadro 6).

Cuadro 6. Hallazgos del tricograma reportados en los perros con dermatofitosis.

Hallazgos \ Agente	<i>M. canis</i>	<i>M. gypseum</i>	<i>T. mentagrophytes</i>	<i>T. rubrum</i>
Microscopía de pelo	Despigmentación	Pelos frágiles	Despigmentación.	Pelos frágiles
Fluorescencia	Generalmente positiva	Negativa	Negativa	Negativa
Extremidad del pelo	Fracturada (alopecia traumática)	Fracturada (alopecia traumática)	Fracturada (alopecia traumática)	Punta lisa afilada (normal) o fracturada (alopecia traumática)
Tronco del pelo ¹	Normal	Normal	Normal	Normal
Bulbo	Anagén y telogén	Anagén y telogén	Anagén	Anagén y telogén
Parasitación	Ectoendothrix microspórico	Ectoendothrix microspórico	Ectoendothrix microide	Ectoendothrix microide

¹ Normal = diámetro regular, cutícula, corteza y médula visibles.

Fuente: construcción propia a partir de hallazgos de laboratorio.

Con relación a la macroscopía, se observó despigmentación y fragilidad de los pelos; lo anterior fue descrito por CFSPH (2005) como una característica observada en pelos parasitados con dermatofitos, estos se quiebran de la base y producen aspecto rasurado.

La fluorescencia de los pelos expuestos a la lámpara de Wood, fue una característica observada únicamente en el 50% de los casos donde se aisló *M. canis*. Foster y Foil (2012) reportan que *M. canis* emite fluorescencia en el 30% y 50%.

En la extremidad del pelo, en general se observaron extremos rotos o despuntados; Villiers y Blackwood (2012) indican que esta particularidad puede ser ocasionada indistintamente por dermatofitosis o auto-trauma. En el caso de los bulbos se reportaron de tipo telógen y anágen lo cual es una característica normal y puede estar presente tanto en pacientes sanos como los que padecen dermatofitosis.

Solo en el 52.9% de los casos positivos a dermatofitos se observó parasitación de pelo en el examen directo con Hidróxido de Potasio (KOH) al 20%. Se observó parasitación ectoendothrix, esto concuerda a lo observado por Marín *et al.* (1996) y Willard (1990), quienes reportan que los dermatofitos pueden ocasionar este tipo lesión en el pelo infectado. El tipo de parasitación observado en los hongos del género *Microsporum* fue ectoendothrix microspórico, mientras que *T. mentagrophytes* y *T. rubrum* presentaron parasitación ectoendothrix microide (Cuadro 7).

Cuadro 7. Tipo de parasitación reportada en el tricograma de los perros con dermatofitosis.

Agente	Tipo de parasitación reportada en el tricograma		
	No se observó parasitación	Ectoendothrix	
		Microspórico	Microide
<i>Microsporum canis</i>	5	5	0
<i>Microsporum gypseum</i>	1	2	0
<i>Trichophyton mentagrophytes</i>	1	0	1
<i>Trichophyton rubrum</i>	1	0	1
Total	8	7	2

Fuente: construcción propia a partir de los resultados de laboratorio.

En relación con las características macroscópicas de la colonia, se observó que el viraje del medio de cultivo ocurrió entre los 3 y los 10 días después de la fecha de inoculación. El crecimiento de las colonias y el apareamiento de los micelios ocurrieron entre 4 y 8 días; presentando en su mayoría un aspecto algodónoso en el anverso y amarillento en el reverso.

En cuanto a las características microscópicas de la colonia, hongos del género *Microsporium* esporulan con mayor facilidad que los del género *Trichophyton*. Los microconidios fueron rara vez observados a excepción de un caso de *T. rubrum* y uno de *M. canis* (Cuadro 8).

Cuadro 8. Características macroscópicas y microscópicas de hongos dermatofitos identificados en el estudio.

Características de la colonia		<i>M. canis</i>	<i>M. gypseum</i>	<i>T. mentagrophytes</i>	<i>T. rubrum</i>
Características de la colonia (macroscopía)	Viraje de medio DTM	4 a 7 días (puede no virar)	3 a 5 días	4 a 10 días	4 días (puede no virar)
	Crecimiento	4 a 8 días	4 a 6 días	6 a 8 días	8 días
	Color de la colonia	Micelio blanco	Micelio blanco, beige a café	Micelio blanco, crema o beige	Micelio blanco
	Superficie y aspecto del anverso	Superficie plana, aspecto algodonoso, lanoso y sedoso	Superficie plana, aspecto algodonoso, luego pulverulento a granular	Superficie plana, aspecto algodonoso, pulverulento seco	Superficie cóncava, aspecto algodonoso, borde irregular
	Reverso	Colonias radiadas, color amarillento o beige	Color amarillo, beige o café	Color amarillo y café rojizo.	Color amarillo con leve producción de pigmento rojizo
Características microscópicas (microscopía)	Hifas	Delgadas, septadas, ramificadas.	Escasas, delgadas y septadas.	Delgadas espiraladas y septadas (pueden haber clamidosporas intercaladas)	Abundantes, hialinas y septadas.
	Microconidios	Generalmente ausentes	Ausentes	Ausentes	Generalmente ausentes (piriformes alternadas de lado a lado de la hifa)
	Macroconidios	6 a 12 septos, pared externa gruesa, rugosa, septos delgados en forma de huso	3 a 6 septos, pared delgada, fusiformes, verrugosas, puntas redondeadas	Ausentes	5 septos, pared delgada y de tamaño variable
	Otras características	Esporulación difícil (usar microcultivo)	Esporula fácilmente	Sin esporulación (usar microcultivo y prueba de ureasa para identificar)	Esporulación lenta, (usar microcultivo y prueba de ureasa para identificar)

Fuente: construcción propia a partir de los resultados de laboratorio.

Villers y Blackwood (2012) sostienen que el viraje del medio DTM puede ser producido tanto por dermatofitos como hongos saprófitos. En el estudio, se reportó que en tres casos (17.6 %) dónde se aislaron *M. canis* y *T. rubrum* no se observó el viraje del medio; el restante viró entre el día 3 y 10 después de la inoculación del medio.

El tiempo de crecimiento de las colonias de hongos dermatofitos ocurrió entre los 4 y los 8 días después de la fecha de inoculación. *M. canis* y *M. gypseum* tuvieron un crecimiento de colonia

dentro de los intervalos reportados por Koneman (2006), Renderos *et al.* (2012) y Sarmiento y Trujillo (2006); mientras que los hongos del género *Trichophyton*, crecieron en intervalos entre los 6 y los 8 días, Sarmiento y Trujillo (2006) reportan un intervalo de 7 y 14 días.

Las características macroscópicas de las colonias (color, superficie y reverso) de *M. canis*, *M. gypseum*, *T. mentagrophytes* y *T. rubrum* coincidieron con lo reportado por Marín *et al.* (1996), Sarmiento y Trujillo (2006), Koneman (2006) y Renderos (2012).

La identificación de las estructuras microscópicas de los dermatofitos aislados, se realizó a partir de las características descritas por Marín *et al.* (1996), Sarmiento y Trujillo (2006), Koneman (2006), Arenas (2011), Foster y Foil (2012), Renderos *et al.* (2012), Bailey y Scott (2009).

En el caso de *M. canis*, se observaron abundantes hifas septadas y ramificadas en el 100% de los casos, esto es confirmado por Renderos *et al.* (2012). *M. gypseum* presentó escasas hifas septadas y en el caso de *T. mentagrophytes* se reportaron hifas espiraladas, delgadas y septadas, lo que concuerda con Renderos *et al.* (2012) *T. rubrum* presentó abundantes hifas hialinas y septadas en los casos reportados.

En el 90% de los casos donde se reportó *M. canis* no se observaron microconidios, lo cual es confirmado por Sarmiento y Trujillo (2006) quienes sostienen que estas estructuras son rara vez vistas. En el 50% de los casos donde se reportó *T. rubrum* se observaron microconidios piriformes alternadas de lado a lado de la hifa, lo cual también fue reportado por Koneman (2006). Los agentes *M. gypseum* y *T. mentagrophytes* no presentaron microconidios, esto difiere según lo reportado por Renderos *et al.* (2012) quien sostiene que *T. mentagrophytes* forma abundantes microconidios esféricos.

En el 100% de casos donde se aislaron hongos del género *Microsporum* (Figura A-12 y Figura A-13) se observaron macroconidios de 6-12 septos, por el contrario en los casos donde se aisló *T. mentagrophytes* (Figura A-14) no pudieron observarse estas estructuras y fue necesario realizar microcultivo y prueba de ureasa para su identificación. Renderos *et al.* (2012) confirma que los hongos del género *Trichophyton* (Figura A-15) presentan escasos macroconidios.

4.2. Manifestaciones dermatológicas presentes en perros domésticos con dermatofitosis.

La dermatofitosis en perros tiene manifestaciones dermatológicas muy diversas, para *M. canis* se reportaron 15 diferentes lesiones, para *T. rubrum* se reportaron 8 y para *M. gypseum* y *T. mentagrophytes* se reportaron 7 lesiones respectivamente. La lesión más identificada en los casos positivos fue la descamación con un 70.6%, seguido por alopecia circular focal y eritema con un 41.2% cada una; entre las lesiones con menor frecuencia están hiperpigmentación, querión y pápulas con un 5.9% cada una. Por medio de los datos reportados en las anamnesis de los pacientes confirmados como positivos, se identificaron 17/24 manifestaciones dermatológicas descritas por los autores consultados (Cuadro 9).

Cuadro 9. Manifestaciones dermatológicas reportadas en los perros domésticos con dermatofitosis.

Agente \ Manifestaciones dermatológicas	<i>M. canis</i>	<i>M. gypseum</i>	<i>T. mentagrophytes</i>	<i>T. rubrum</i>	Total n=17	
					f	%**
Descamación ^s	7	2	1	2	12	70.6
Alopecia circular focal	6	1	0	0	7	41.2
Eritema	4	0	1	2	7	41.2
Alopecia circular multifocal ^s	4	0	1	1	6	35.3
Costras	3	1	1	1	6	35.3
Lesión con aspecto de rasurado	3	0	1	1	5	29.4
Prurito	4	0	0	1	5	29.4
Seborrea seca	2	0	0	1	3	17.6
Foliculitis	1	0	1	0	2	11.8
Inflamación	1	0	0	1	2	11.8
Liquenificación ^s	1	1	0	0	2	11.8
Pelo quebradizo/roto	2	0	0	0	2	11.8
Alopecia diseminada ^s	1	0	1	0	2	11.8
Alopecia irregular (no circular)	1	1	0	0	2	11.8
Pápulas	1	0	0	0	1	5.9
Querión	0	1	0	0	1	5.9
Hiperpigmentación	0	1	0	0	1	5.9
Total	15	7	8	7		

^s Manifestación dermatológicas significativa de acuerdo al modelo estadístico, programa SPSS versión 24.

**El porcentaje se obtuvo a partir de los 17 casos positivos.

Fuente: Construcción propia a partir de los resultados de laboratorio.

De acuerdo a los resultados del modelo de regresión logística binomial, la descamación es una lesión significativa al momento de diagnosticar la dermatofitosis, esta fue reportada en el 70.6% de los casos positivos y en 50% de casos negativos. Esta lesión también ha sido descrita por autores tales como: Willemse (1992), Wilkinson y Harvey (1996), Birchard y Sherding (1996), Grant (1997), Álvarez y Nolasco (1998), Mueller (2000), Carlotti y Pin (2004), Aiello (2000), Jacobo (2012), Foster y Foil (2012).

Otra lesión significativa de acuerdo al modelo estadístico es la alopecia circular multifocal, estuvo presente en el 35.4% de los casos positivos y en el 8.6% de los casos negativos, lo cual coincide con lo descrito por autores tales como: Wilkinson y Harvey (1996), Álvarez y Nolasco (1998).

Según lo descrito por Álvarez y Nolasco (1998) mencionan la liquenificación como lesión presente en las dermatofitosis, información que coincide con el resultado del modelo estadístico, encontrándose en el 11.8% de los casos positivos y en el 9.9% de los casos negativos.

El modelo estadístico indicó que la ausencia de alopecia diseminada puede orientar el diagnóstico de la enfermedad, ya que estuvo presente solo en el 11.8% de los casos positivos y en un 36.2% de los casos negativos. Por otro lado, algunos autores como: Wilkinson y Harvey (1996), Mueller (2000), Aiello (2000), Jacobo (2012), Foster y Foil (2012), describen que esta lesión puede ser reportada en los casos positivos a dermatofitosis.

Autores como Foster y Foil (2012) describen que la despigmentación sugiere dermatofitosis, sin embargo el modelo indicó que es la ausencia de esta lesión la que orienta al diagnóstico de la enfermedad, ya que no se presentó en ninguno de los casos positivos, mientras que se reportó en el 8.6% de los negativos.

4.3. Factores predisponentes relacionados a dermatofitosis en perros.

Acercas de los factores predisponentes (Cuadro 10), se observó que la variable edad (menor a 12 meses) fue encontrada en el 64.7% y la variable pelo corto en un 47% de los casos positivos. En cuanto al lugar de permanencia el 41.2% de los casos positivos fueron animales que pasaban tanto dentro de la casa como en el patio. Además el 52.9% de los pacientes con dermatofitosis son caninos que tiene contacto con otros animales de su misma especie.

Cuadro 10. Factores predisponentes asociados a la dermatofitosis en perros.

Variable/factores predisponentes	Total n=17	
	f	%
Hembra ^a	10	58.8
Macho	7	41.2
Raza ^a	10	58.8
Mezcla	7	41.2
Reincidente	1	5.9
No reincidente ^a	16	94.1
Cachorros (0-12 meses) ^s	11	64.7
Adultos (13-84 meses)	6	35.3
Geriátricos (≥85 meses)	0	0
Pelo corto ^a	8	47.1
Pelo mediano	6	35.3
Pelo largo	3	17.6
Permanencia exclusivamente en la casa	6	35.3
Permanencia en casa y sale a parque/calle	4	23.5
Permanencia en casa y sale al patio ^a	7	41.2
Permanencia exclusivamente en el patio	0	0
Contacto con perros ^s	9	52.9
Contacto con gatos	2	11.8
Perros y gatos	3	17.6
Contacto con Otros	1	5.9
Sin contacto con animales	2	11.8

^sVariable significativa de acuerdo al modelo estadístico, programa SPSS versión 24.

^aVariable con mayor frecuencia dentro de la categoría.

Fuente: construcción propia a partir de los resultados de laboratorio.

Según Moriello y DeBoer (1991), Birchard y Sherding (1996), Mueller (2000), los animales jóvenes presentan mayor predisposición a contraer dermatofitosis, el modelo de regresión arrojó el mismo resultado ya que el 64.7% de casos positivos son perros menores de 12 meses de edad.

Moriello y DeBoer (1991) relaciona a los animales de pelaje largo con la predisposición de contraer dermatofitosis, sin embargo en nuestro estudio los perros muestreados fueron en su mayoría de pelo corto identificándose el agente en el 47% de los casos.

Bonifaz (2010) relaciona el contacto con otros animales como factor predisponente para que se presente la dermatofitosis en caninos, lo cual coincide con los resultados arrojados por el modelo de regresión aplicado en el estudio.

Según Birchard y Sherding (1996), los animales que pasan tiempo fuera de la casa y en contacto con tierra, tienen más posibilidades de padecer dermatofitosis sin embargo estos factores no fueron significativos para el modelo de regresión aplicado en el estudio.

Se ajustó un modelo de regresión logística binomial, se incluyeron las variables reportadas en las anamnesis (manifestaciones dermatológicas y factores predisponentes). El modelo explica una proporción de 0.576 de la varianza observada en los datos de la muestra en estudio y permite clasificar un caso positivo o negativo a presencia de dermatofitosis (Cuadro 11). Es importante mencionar que la capacidad de predicción del modelo estadístico con respecto a los casos positivos y negativos, se basa en tomar en cuenta las variables mencionadas de forma grupal, es decir, que la presencia o ausencia de cualquiera de las variables significativas por sí sola, no es un parámetro que permita diagnosticar eficazmente la dermatofitosis en perros.

Cuadro 11. Predicción del modelo estadístico para casos positivos y negativos a dermatofitosis.

Predicción	Condicionantes	
	Presencia	Ausencia
Positivo a dermatofitosis (47.1% de posibilidades)	Alopecia circular multifocal Descamación Liquenificación Cachorro Contacto con otros perros	Alopecia diseminada Despigmentación
Negativo a dermatofitosis (98% de posibilidades)	Alopecia diseminada Despigmentación Geriátrico	Alopecia circular multifocal Descamación Liquenificación Contacto con otros perros

Fuente: construcción propia a partir de los resultados de laboratorio.

5. CONCLUSIONES.

Se determinó la presencia de hongos dermatofitos en 17 de 169 muestras analizadas, identificando de acuerdo a su género y especie *Microsporum canis* (10/17), *Microsporum gypseum* (3/17), *Trichophyton mentagrophytes* (2/17) y *Trichophyton rubrum* (2/17).

Se determinó con un 47.1% de probabilidad que la dermatofitosis en perros está asociada a la presencia de: alopecia circular multifocal, descamación, liquenificación, edad (menor a 12 meses) y el contacto con otros perros; combinado con la ausencia de: alopecia diseminada y despigmentación. El modelo estadístico toma en cuenta las variables (manifestaciones dermatológicas y factores predisponentes) mencionadas de forma grupal, es decir, que la presencia o ausencia de cualquiera de las variables significativas por sí sola, no es un parámetro que permita diagnosticar eficazmente la dermatofitosis en perros.

6. RECOMENDACIONES.

A los médicos veterinarios y estudiantes de la carrera de medicina veterinaria, se les recomienda:

Realizar pruebas de laboratorio todo caso clínico sospechoso de dermatofitosis para su confirmación definitiva; ya que de acuerdo al modelo estadístico, no se puede establecer un diagnóstico basándose únicamente en la presencia o ausencia de manifestaciones dermatológicas y factores predisponentes a la enfermedad.

El resultado del tricograma debe ser confirmado por un cultivo de hongos, esto permite identificar con exactitud el dermatofito causante de la dermatopatía.

Cumplir las medidas asépticas durante la toma de muestra para reducir el crecimiento de hongos contaminantes; estos últimos son antagónicos a los dermatofitos e impiden su desarrollo. Por otra parte, la muestra remitida al laboratorio debe contener una cantidad representativa para su análisis, ya que una muestra insuficiente tiene como consecuencia resultados poco confiables.

7. BIBLIOGRAFÍA

Aiello, S. (ed. 2000). Manual Merck de Veterinaria. 2000. 5ta Ed. España. Editorial Océano. p. 702-705.

Álvarez, F; Nolasco, L. 1998. Diplomado a Distancia en Medicina, Cirugía y Zootecnia en perros y gatos. 2da Ed. D. F, México. p. 30-92.

Álvarez, M; Caicedo, L. 2001. Dermatofitos en perros de Cali, Colombia (en línea). Universidad del Valle Cali. Colombia. Consultado 10 nov. 2015. Disponible en <http://www.revistabiomedica.org/index.php/biomedica/article/viewFile/1100/1215>

Arenas, R. 2011. Micología Médica Ilustrada. 2da Ed. México. Editorial McGraw-Hill Interamericana. p. 61-89.

Bailey; Scott. 2009. Diagnóstico Microbiológico. 12va Ed. Argentina. Editorial Panamericana. p. 663-664.

Balazs, V. 2014. Dermatofitosis. ¿Por qué hay tantos errores en su diagnóstico? (en línea). Vetpraxis. Bogotá, Colombia. Consultado 21 mar. 2017. Disponible en <http://www.vetpraxis.net/>

Basualdo, A; Coto, C. 1996. Microbiología Biomédica. Buenos Aires, Argentina. Editorial Atlante. p. 441-467.

BBL Dermatophyte Test Medium (DTM) Modified with Chloramphenicol. 2012. Procedimientos de control de calidad. (en línea). Consultado 16 nov. 2015. Disponible en <http://www.bd.com/resource.aspx?idx=21219>

BBL Urea Agar Base Concentrate 10X. 2007. Procedimientos de control de calidad. (en línea). Consultado 12 dic. 2016. Disponible en http://www.bd.com/europe/regulatory/Assets/IFU/US/L007521%2808%29%280907%29_ES.pdf

Birchard, S; Sherding, R. 1996. Manual clínico de pequeñas especies. D.F, México. Editorial McGraw Hill Interamericana. p. 339-346.

Bonifaz, A. 2010. Micología Médica Básica. 3ra Ed. México. Editorial McGraw Hill Interamericana. p. 59-99.

Carlotti, D; Pin, D. 2004. Diagnóstico Dermatológico. España. Editorial Masson. p. 16-65.

Casillas, M. 1990. Estudio epizootiológico de las dermatofitosis en perros y gatos. (en línea). Clínica Veterinaria de Pequeños Animales. 10 (4): 59-65. Consultado 17 dic. 2015. Disponible en <http://ddd.uab.cat/pub/clivetpeqani/11307064v10n4/11307064v10n4p201.pdf>

Celi, K. 2013. Identificación de dermatofitos en pacientes atendidos en el Hospital de brigada N°7 de la Ciudad de Loja. Tesis Lic. en Laboratorio clínico. Universidad de Loja, Ecuador. 83 p.

CFSPH (The Center for Food Security & Public Health, US); Institute for International Cooperation in Animals Biologics, US. 2005. Fichas técnicas de CFSPH: Dermatophytosis (en línea). Iowa, US. Consultado 16 dic. 2015. Disponible en <http://www.cfsph.iastate.edu/Factsheets/pdfs/dermatophytosis.pdf>

Foster, A; Foil, C. 2012. Manual de Dermatología en pequeños animales y exóticos. 2da Ed. Barcelona, España. Ediciones S. p. 239-247.

García, P; García, L; Agudo, E; Gil, F; Linares, M. 2010. Dermatofitosis por hongos antropofílicos en Cádiz (en línea). Actas Dermo-Sifiliograficas. Volumen 101 (3). España. Consultado 17 dic. 2015. Disponible en <http://www.actasdermo.org/es/dermatofitosis-por-hongos-antropofilicos-cadiz/articulo/13149162/>

Granjeno, E. 2000. Prevalencia de Dermatomicosis en perros en el área urbana de Cuernavaca, Morelos, México (en línea). Universidad Autónoma de México. México. Consultado 19 dic. 2015. Disponibles en <http://www.ejournal.unam.mx/rvm/vol31-02/RVM31213.pdf>

Grant, D. 1997. Enfermedades de la piel en perros y gatos. 2da Ed. México. Editorial McGraw Hill Interamericana. p. 57-60.

Harvey, R; Mckeever, P. 2001. Manual Ilustrado de Enfermedades de la piel en perro y gato. USA. Ediciones Grass. p. 132, 210-211.

Jacobo, C. 2012. Dermatofitosis en perros (en línea). Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo. México. Consultado 12 nov. 2015. <http://www.remeri.org.mx/tesis/INDIXE-TESES.jsp?id=oai:bibliotecavirtual.dgb.umich.mx:123456789/3947>

Koneman, 2006. Koneman diagnóstico microbiológico. 6ta Ed. Argentina. Editorial Médica Panamericana. p. 1139-1140.

Marín, M; Aguirre, M; Arévalo, M. 1996. Frecuencia de Micosis Superficiales en pacientes de consulta externa del departamento de Dermatología en el Hospital Rosales durante los meses de junio, julio y agosto de 1995. Tesis. Lic. en Laboratorio Clínico. San Salvador, SV. Universidad de El Salvador. 52 p.

Moriello, A; DeBoer D. 1991. Fungal flora of the hair coat of cats with and without dermatophytosis. Journal of Medical and Veterinary Mycology, vol. 29, no. 5. p. 285–292.

Mueller, R. 2000. Dermatology for the Small Animal Practitioner. USA. Editorial Teton New Media. p. 32-83.

Nweze, E. 2011. Dermatophytoses in domesticated animals (en línea). Departamento de Microbiología de la Universidad de Nigeria. Consultado 20 de dic. 2015. Disponible en <http://www.scielo.br/pdf/rimtsp/v53n2/07.pdf>

Orellana, G. 2003. Estudio prospectivo de Dermatomicosis superficial en caninos. Tesis. Lic. en Medicina Veterinaria y Zootecnia. San Salvador, SV. Universidad Salvadoreña Alberto Masferrer. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. 62 p.

Palomino, M. 2002. Procedimientos auxiliares de diagnóstico en dermatología (en línea). Dermatología Peruana. Volumen 12 (1). Universidad Nacional Mayor de San Marcos. Perú.

Consultado 16 dic. 2016. Disponible en http://sisbib.unmsm.edu.pe/BVRevistas/dermatologia/v12_n1/procedimientos_diagnostico.htm

Pinto, J. 1990. Identificación de Agentes Etiológicos de la Dermatomicosis Canina en la colonia Amatepec , Soyapango, San Salvador, El Salvador, Centro América. Tesis. Lic. en Medicina Veterinaria y Zootecnia. San Salvador, SV. Universidad Salvadoreña Alberto Masferrer. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. 48 p.

Pol, G; Brazis P. 2011. Los errores más habituales en la toma de muestras en dermatología (en línea). Argos Portal Veterinaria. Consultado 23 nov. 2016. Disponible en <http://argos.portalveterinaria.com/noticia/6744/articulos-archivo/los-errores-mas-habituales-en-la-toma-de-muestras-en-dermatologia.html>

Ranganathan, S. 1998. A survey of dermatophytosis in animals in Madras, India (en línea). US National Library of Medicine National Institutes of Health. USA. Consultado 22 nov. 2015. Disponible en <http://www.ncbi.nlm.nih.gov/pubmed/9691501>

Renderos, M; Romero, M; Saavedra, K. 2012. Frecuencia de dermatofitosis en niños/as y adolescentes residentes en el centro infantil de protección inmediata adjunto al instituto salvadoreño para el desarrollo integral de la niñez y adolescencia, en el periodo de abril a junio de 2012. Tesis. Lic. en Laboratorio Clínico. San Salvador, SV, Universidad de El Salvador. 57 p.

Sarmiento, C; Trujillo, M. 2006. Estandarización e implementación en las técnicas en el diagnóstico clínico de las micosis cutáneas en el laboratorio de micología de la pontificia Universidad Javeriana. Tesis. Lic. Bacteriología. Bogotá, CO. Pontificia Universidad Javeriana. 149 p.

Seker, E; Dogan, N. 2010. Isolation of dermatophytes from dogs and cats with suspected dermatophytosis in Western Turkey (en línea). Department of Microbiology, Faculty of Veterinary Medicine, Afyon Kocatepe University. Afyonkarahisar, Turkey. Consultado 21 dic. 2015. Disponible en <http://www.ncbi.nlm.nih.gov/pubmed/21126787>

Silva, V. 2003. Infección y colonización por dermatofitos en cánidos del área sur de Santiago, Chile (en línea). Universidad de Chile. Chile. Consultado 24 dic. 2015. Disponible en <http://es.scribd.com/doc/186430483/Articulo-dermatofitos>

Villiers, E.; Blackwood, L.2012. Manual de diagnóstico de laboratorio en pequeños animales. Barcelona, España. Ediciones S. p. 539-541.

Wilkinson T; Harvey R. 1996. Dermatología de pequeños animales. 3ra Ed. Madrid, España. Editorial Mosby Doyma. p. 9-131.

Willard, J. 1990. Micología Médica. 3ra Ed. Illinois, Chicago. USA. Edición McGraw Hill. p. 186-289.

Willemse, T. 1992. Dermatología Clínica de perros y gatos. Barcelona, España. Ediciones científicas y técnicas S. A. p. 21-25.

8. ANEXOS.

Cuadro A-1. Factores predisponentes asociados a la dermatofitosis en perros.

VARIABLE			
Características del paciente	Positivos (%) n=17	Negativos(%) n=152	Total(%) n=169
Hembra	58.8	48	49.11
Macho	41.17	51.97	50.88
Raza	58.8	51.3	52.07
Mezcla	41.2	48.68	47.92
Reincidente	5.88	10.5	10.05
No reincidente	94.11	89.47	89.94
Cachorros (0-12 meses) ^a	64.7	32.23	35.5
Adultos (13-84 meses)	35.3	53.28	51.47
Geriátricos (≥85 meses)	0	16.44	14.79
Pelo corto ^b	47.05	49.34	49.11
Pelo mediano	35.3	41.44	40.82
Pelo largo	17.6	9.21	10.05
Lugar de permanencia			
Exclusivamente de casa	35.3	23.02	24.26
Casa y sale a parque/calle	23.52	15.13	15.97
Casa y sale al patio ^b	41.2	49.3	48.52
Exclusivamente patio	0	11.8	10.65
Casa y sale al patio/ casa y sale al parque	0	0.65	0.59
Contacto con otros animales			
Contacto con perros ^a	52.94	40.13	41.42
Contacto con gatos	11.76	2.63	3.55
Perros y gatos	17.6	8.55	9.46
Otros	5.88	1.31	1.77
Perro y otros	0	1.31	1.18
Sin contacto con animales	11.76	46.05	42.6
Topografía, región de la lesión, historial clínico y condición corporal.			
Localizada	52.94	36.84	38.46
Diseminada	23.52	38.81	37.27
Generalizada	23.5	24.34	24.26
Dorsal	47.05	40.78	41.42
Ventral	0	7.89	7.1
Ambas	52.9	51.31	51.47
Inmunosupresión	17.6	19.07	18.93
No inmunosupresión	82.35	80.92	81.06
Desnutrido	17.6	12.5	13.01
Normal	70.58	82.23	81.06

Sobrepeso	11.8	5.26	5.91
Uso de fármacos			
Uso prolongado de antibióticos	11.8	9.86	10.05
Uso prolongado de antifúngicos	0	2.63	2.36
Uso prolongado de corticosteroides	0	2.63	2.36
Uso prolongado de agentes citotóxicos	0	0.65	0.59
Uso prolongado de inmunosupresores	0	0	0
Antibióticos y antifúngicos	0	1.97	1.77
Antibióticos, antifúngicos y corticosteroides	0	0.65	0.59
Antibióticos y corticosteroides	0	3.94	3.55
Antibióticos, antifúngicos, corticosteroides, agentes citotóxicos	0	0.65	0.59
Ninguno	88.23	76.97	78.1

^a Factor predisponente significativo de acuerdo al modelo de regresión con el programa SPSS versión 24.

^b Factor predisponente mayormente encontrado en las tablas de frecuencia.

Cuadro A-2. Prueba de ómnibus de coeficientes de modelo estadístico.

Paso 7

	Chi-cuadrado	Gl	Sig.
Paso	3.766	1	.052
Bloque	54.593	7	.000
Modelo	54.593	7	.000

Cuadro A-3. Resumen del modelo estadístico.

Paso 7

Logaritmo de la verosimilitud -2	R cuadrado de Cox y Snell	R cuadrado de Nagelkerke
55.724 ^e	.276	.576

e. La estimación ha terminado en el número de iteración 20 porque se ha alcanzado el máximo de iteraciones. La solución final no se puede encontrar.

Cuadro A-4. Tabla de clasificación^a del modelo estadístico.

Paso 7

Observado	Pronosticado		Porcentaje correcto	
	RESULTADO Negativo	Positivo		
RESULTADO	Negativo	149	3	98.0
	Positivo	9	8	47.1
Porcentaje global				92.9

a. El valor de corte es .500

Cuadro A-5. Variables con significancia para el modelo estadístico.**Variables en la ecuación**

	B	Error estándar	Wald	gl	Sig.	Exp(B)
Paso 7 ^g						
Alopecia diseminada	-3.535	1.139	9.641	1	.002	.029
Alopecia circular multifocal	4.685	1.315	12.683	1	.000	108.277
Descamación	2.474	.797	9.645	1	.002	11.867
Despigmentación	-22.207	8358.866	.000	1	.998	.000
Liquenificación	2.331	1.163	4.019	1	.045	10.287
Contacto con animales(1)	3.959	1.320	9.002	1	.003	52.408
EDAD	-.053	.020	6.985	1	.008	.949
Constante	-5.558	1.374	16.368	1	.000	.004

g. Variables especificadas en el paso 7: Liquenificación.

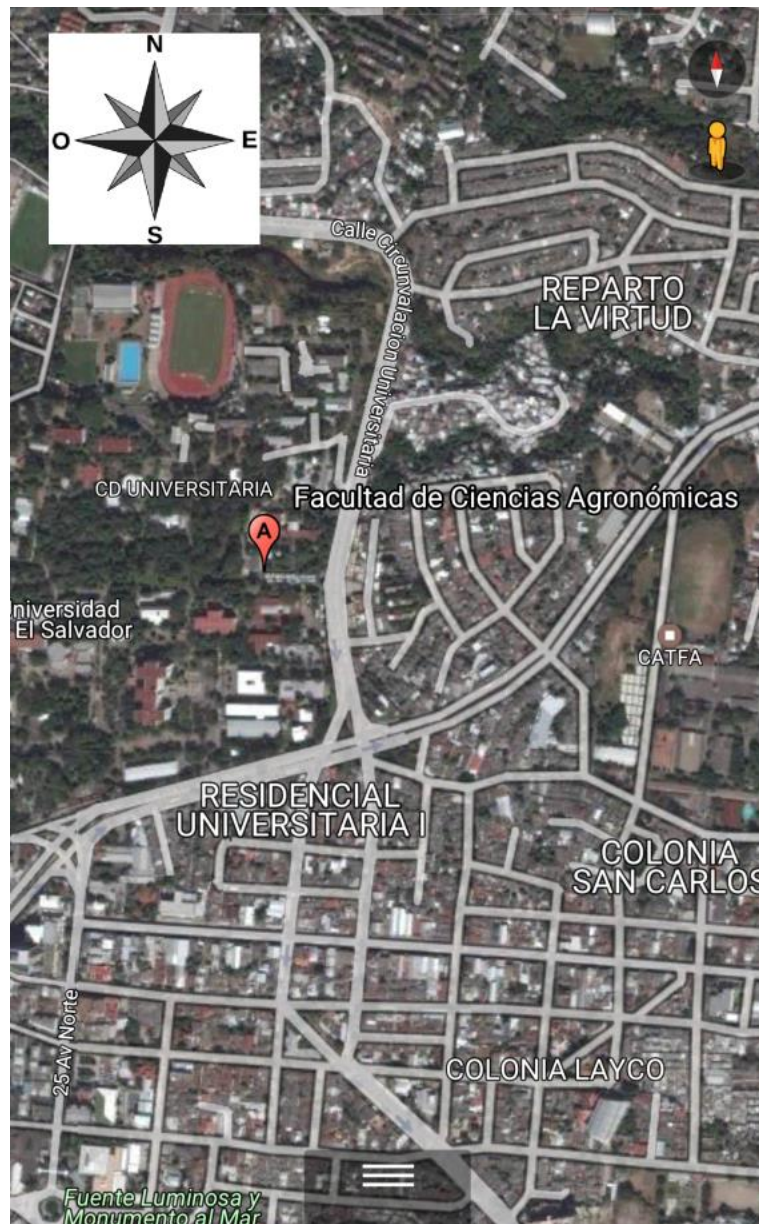


Figura A-1. Ubicación del Laboratorio de Investigación y Diagnóstico del Departamento de Protección Vegetal de la Facultad de Ciencias Agronómicas.



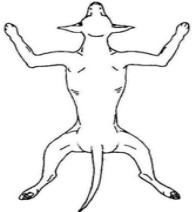
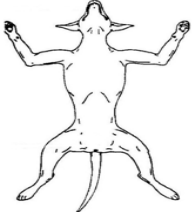
 UNIVERSIDAD DE EL SALVADOR FACULTAD DE CIENCIAS AGRONÓMICAS DEPARTAMENTO DE PROTECCIÓN VEGETAL LABORATORIO DE INVESTIGACIÓN Y DIAGNÓSTICO				
Indicaciones: Esta hoja de anamnesis será llenada individualmente para cada paciente sospechoso de dermatofitosis que presente al menos una lesión sugerente descrita en el numeral 11 de este documento. Favor adjuntar una fotografía del paciente y la lesión al correo electrónico: tesisdermatofitosis@gmail.com o al WhatsApp 7985-9919/7873-5485/7101-1239 . No olvide identificar la foto con el correlativo que aparece en la esquina superior derecha. De antemano se agradece su colaboración.				
Datos de la clínica.				
1. Nombre de la clínica veterinaria:		2. Responsable:		3. Fecha:
Datos del paciente.				
4. Nombre:		5. Edad:	6. Raza:	7. Sexo:
8. ¿Hace cuanto tiempo se presentó la lesión?				
<input type="checkbox"/> de 1 a 2 semanas	<input type="checkbox"/> de 3 a 4 semanas	<input type="checkbox"/> de 5 a 6 semanas	<input type="checkbox"/> de 7 a 8 semanas	<input type="checkbox"/> 9 semanas o más
9. ¿Ha contraído anteriormente dermatofitosis? <input type="checkbox"/> Sí <input type="checkbox"/> No				
10. Pelaje: <input type="checkbox"/> Corto <input type="checkbox"/> Mediano <input type="checkbox"/> Largo				
11. Marque con una "X" el tipo de lesión (puede elegir más de una opción según observe) y escriba a la par el nombre de la región anatómica donde se encuentra la lesión:				
Tipo de lesión:	Región anatómica:	Tipo de lesión:	Región anatómica:	
<input type="checkbox"/> Alopecia circular focal		<input type="checkbox"/> Lesión con aspecto de rasurado		
<input type="checkbox"/> Alopecia diseminada		<input type="checkbox"/> Lesión con cicatrización central		
<input type="checkbox"/> Alopecia irregular (no circular)		<input type="checkbox"/> Liquenificación		
<input type="checkbox"/> Alopecia circular multifocal		<input type="checkbox"/> Pápulas		
<input type="checkbox"/> Costras		<input type="checkbox"/> Pelo quebradizo/roto		
<input type="checkbox"/> Descamación		<input type="checkbox"/> Pústulas		
<input type="checkbox"/> Despigmantación		<input type="checkbox"/> Querión		
<input type="checkbox"/> Eritema		<input type="checkbox"/> Seborrea seca		
<input type="checkbox"/> Folliculitis		<input type="checkbox"/> Vaina pilosa		
<input type="checkbox"/> Furúnculo		<input type="checkbox"/> Vesículas		
<input type="checkbox"/> Hiperpigmentación		<input type="checkbox"/> Placa		
<input type="checkbox"/> Inflamación		<input type="checkbox"/> Prurito		
12. Indique con una "X" la región ventral/dorsal dónde se ubican las lesiones:				
 Dorsal		 Ventral		
13. ¿En qué lugar permanece el paciente?				
<input type="checkbox"/> En la casa exclusivamente	<input type="checkbox"/> En la casa y sale a la calle/parque			
<input type="checkbox"/> En la casa y sale al patio	<input type="checkbox"/> En el patio exclusivamente			
14. ¿Tiene o ha tenido contacto con otros animales? <input type="checkbox"/> Sí <input type="checkbox"/> No				
15. Si su respuesta anterior fue sí, mencione las especies animales con las que el paciente tiene o ha tenido contacto:				
16. ¿Existe alguna de estas enfermedades junto con la dermatofitosis?				
<input type="checkbox"/> Neoplasia maligna	<input type="checkbox"/> Diabetes mellitus			
<input type="checkbox"/> Lupus				
17. Existe historial clínico de inmunosupresión: <input type="checkbox"/> Sí <input type="checkbox"/> No				
18. Topografía de la lesión: <input type="checkbox"/> Localizada <input type="checkbox"/> Diseminada <input type="checkbox"/> Generalizada				
19. Existe uso prolongado de fármacos: <input type="checkbox"/> Antibióticos <input type="checkbox"/> Antifúngicos				
20. Condición corporal: <input type="checkbox"/> Desnutrido <input type="checkbox"/> Normal <input type="checkbox"/> Sobrepeso <input type="checkbox"/> Corticosteroides <input type="checkbox"/> Agentes Citotóxicos <input type="checkbox"/> inmunosupresores				
21. Si tiene algún comentario adicional, puede escribirlo en esta sección:				
Contáctenos al correo electrónico: tesisdermatofitosis@gmail.com				

Figura A-2. Hoja de anamnesis.



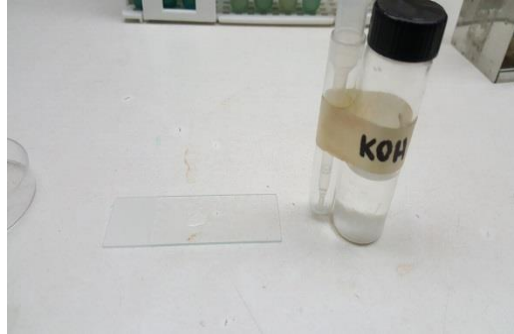
Figura A-3. Kit para toma de muestra.



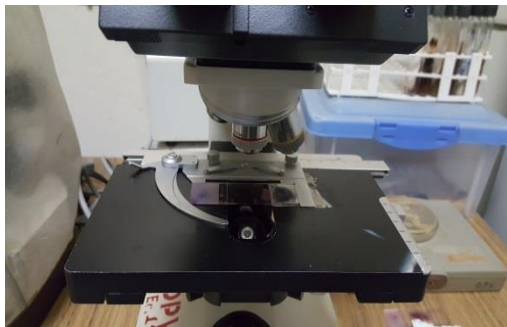
Figura A-4. Toma de muestra en clínicas veterinarias.



Figura A-5. Lámpara de Wood.



a) Preparación de láminas.



b) Observación de láminas.

Figura A-6. Examen microscópico directo con KOH al 20% (tricograma).



Figura A-7. Medio Urano test dermatofitos (DTM).



Figura A-8. Viraje del medio DTM y crecimiento de las colonias de hongos dermatofitos.



Figura A-9. Montaje directo, observación e identificación de los hongos dermatofitos.



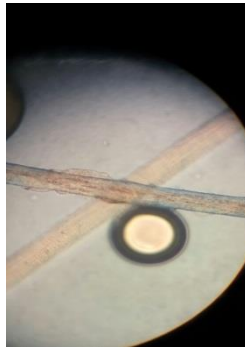
Figura A-10. Microcultivo.



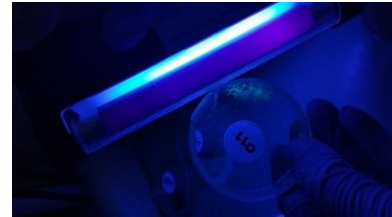
Figura A-11. Prueba de ureasa.



a) Lesión



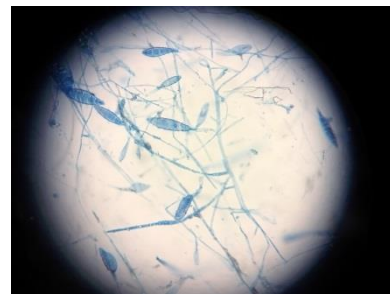
b) Tricograma



c) Fluorescencia



d) Cultivo

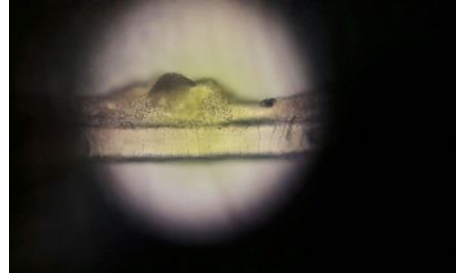


e) Agente

Figura A-12. *Microsporum canis*.



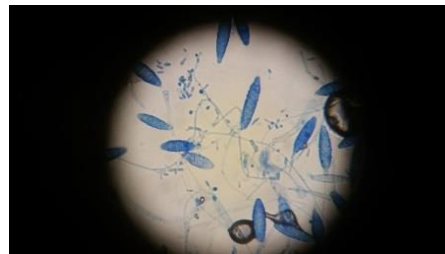
a) Lesión



b) Tricograma



c) Cultivo

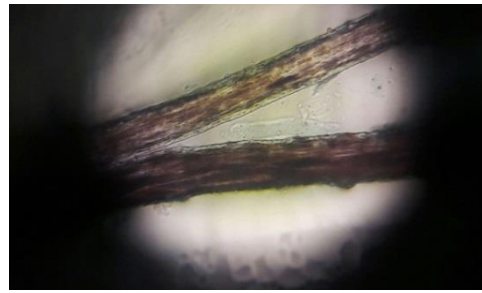


d) Agente

Figura A-13. *Microsporum gypseum*.



a) Lesión



b) Tricograma



c) Cultivo

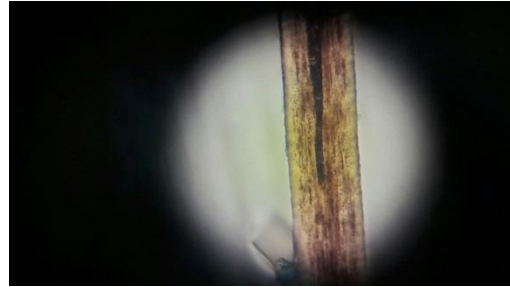


d) Agente

Figura A-14. *Trichophyton mentagrophytes*.



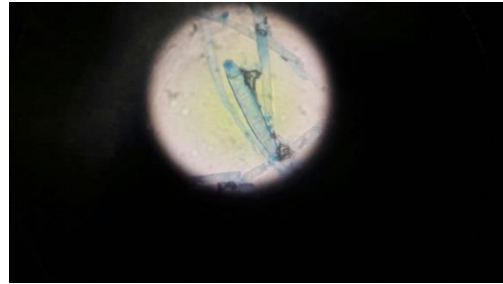
a) Lesión



b) Tricograma



c) Cultivo



d) Agente

Figura A-15. *Trichophyton rubrum*.