



UNIVERSIDAD NACIONAL DE LOJA

FACULTAD AGROPECUARIA Y DE RECURSOS
NATURALES RENOVABLES

CARRERA DE MEDICINA VETERINARIA Y
ZOOTECNIA

“DIAGNÓSTICO DE DERMATOFITOSIS, MEDIANTE EXAMEN
DIRECTO Y CULTIVO (Sabouraud), EN CANINOS QUE LLEGAN AL
HOSPITAL DOCENTE VETERINARIO CÉSAR AUGUSTO
GUERRERO DE LA UNIVERSIDAD NACIONAL DE LOJA”.

*Tesis de grado previa a la obtención del
título de Médico Veterinario Zootecnista*

AUTOR:

Digar Jonathan Benitez Contenido

DIRECTORA:

Dra. Laura de Jesús Peña Merino, Mg. Sc.

LOJA – ECUADOR

2018

UNIVERSIDAD NACIONAL DE LOJA

FACULTAD AGROPECUARIA Y DE RECURSOS NATURALES RENOVABLES

CARRERA DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA

Dra. Laura de Jesús Peña Merino. Mg. Sc.

DIRECTORA DE TESIS

Certifica:

Que el trabajo de tesis titulado: **“DIAGNÓSTICO DE DERMATOFITOSIS, MEDIANTE EXAMEN DIRECTO Y CULTIVO (Sabouraud), EN CANINOS QUE LLEGAN AL HOSPITAL DOCENTE VETERINARIO CÉSAR AUGUSTO GUERRERO DE LA UNIVERSIDAD NACIONAL DE LOJA”**, de la autoría del señor egresado, **Digar Jonathan Benitez Contenido** Previo a la obtención del título de **Médico Veterinario Zootecnista**; ha sido desarrollado dentro del cronograma establecido, cumpliéndose con todos los objetivos propuestos, siendo los resultados alcanzados pertinentes, con validez y actualidad científica. Además, debo manifestar que dicho trabajo ha sido revisado y corregido, por lo tanto, se autoriza su presentación, para el tramite respectivo.

Lo certifico:

Loja, Agosto del 2018


Dra. Laura de Jesús Peña Merino, Mg. Sc.
DIRECTORA DE TESIS

UNIVERSIDAD NACIONAL DE LOJA

FACULTAD AGROPECUARIA Y DE RECURSOS NATURALES RENOVABLES

CARRERA DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA

CERTIFICACIÓN DEL TRIBUNAL DE GRADO

Quienes al pie de la presente suscribimos, miembros del Tribunal de Grado de la Tesis titulada: **“DIAGNÓSTICO DE DERMATOFITOSIS, MEDIANTE EXAMEN DIRECTO Y CULTIVO (Sabouraud), EN CANINOS QUE LLEGAN AL HOSPITAL DOCENTE VETERINARIO CÉSAR AUGUSTO GUERRERO DE LA UNIVERSIDAD NACIONAL DE LOJA”**, de la autoría del señor egresado, **Digar Jonathan Benitez Contenido**, previo a la obtención del título de **Médico Veterinario Zootecnista**, certificamos que luego de la calificación del mencionado trabajo, se ha incorporado las observaciones realizadas por el Tribunal; por lo tanto, autorizamos la impresión del documento definitivo y continuación de trámites para la sustentación pública.

Lo certificamos en honor a la verdad,

Loja 24 de Agosto, del 2018

Atentamente,


Mg. Sc. Tito Ramiro Muñoz Guarnizo

PRESIDENTE TRIBUNAL


Mg. Sc. Galo Fabricio Pérez González

VOCAL DEL TRIBUNAL


Mg. Sc. Jhuliana Katherine Luna Herrera

VOCAL DEL TRIBUNAL

AUTORÍA

Yo, Digar Jonathan Benitez Contenido, declaro ser autor del presente trabajo de tesis y eximo expresamente a la Universidad Nacional de Loja y a sus representantes jurídicos, de posibles reclamos o acciones legales, por el contenido de la misma.

Adicionalmente acepto y autorizo a la Universidad Nacional de Loja, la publicación del presente Informe de Tesis en el Repositorio Institucional - Biblioteca virtual.

Autor: Digar Jonathan Benitez Contenido

Firma: 

Cedula: 1104886492

Fecha: Loja, 24 de Agosto del 2018

CARTA DE AUTORIZACIÓN DE TESIS, POR PARTE DEL AUTOR PARA LA CONSULTA, REPRODUCCIÓN TOTAL Y PARCIAL Y PUBLICACIÓN ELECTRÓNICA DEL TEXTO COMPLETO

Yo, Digar Jonathan Benitez Contenido, declaro ser el autor de la tesis titulada; **“DIAGNÓSTICO DE DERMATOFITOSIS, MEDIANTE EXAMEN DIRECTO Y CULTIVO (Sabouraud), EN CANINOS QUE LLEGAN AL HOSPITAL DOCENTE VETERINARIO CÉSAR AUGUSTO GUERRERO DE LA UNIVERSIDAD NACIONAL DE LOJA”**, como requisito para optar al grado de Médico Veterinario Zootecnista, autorizo al sistema bibliotecario de la Universidad Nacional de Loja para que con fines académicos muestre, al mundo la producción intelectual de la Universidad, a través de la visibilidad de su contenido de la siguiente manera en el Repositorio Digital Institucional:

Los usuarios pueden consultar el contenido de este trabajo en el RDI, en las redes de información del país y del exterior, con las cuales tenga convenio la Universidad.

La Universidad Nacional de Loja, no se responsabiliza por el plagio o copia de la tesis que realice un tercero.

Para constancia de esta autorización, en la ciudad de Loja, a los 24 días del mes de agosto del dos mil dieciocho. Firma el autor.

Firma. 

Autor: Digar Jonathan Benitez Contenido

Número de cedula: 1104886492

Dirección: Loja, La Argelia; calles Alexander Von Humboldt y Condamine

Correo electrónico: digarbenites@gmail.com

Celular: 0969564318

DATOS COMPLEMENTARIOS

Directora de Tesis: Dra. Laura de Jesús Peña Merino, Mg. Sc.

Tribunal de grado:

Presidente del Tribunal: Mg. Sc. Tito Ramiro Muñoz Guarnizo

Vocal del Tribunal: Mg. Sc. Galo Fabricio Pérez González

Vocal del Tribunal: Mg. Sc. Jhuliana Katherine Luna Herrera

AGRADECIMIENTO

Al finalizar el presente trabajo investigativo agradezco a Dios por permitirme terminar esta etapa de mi vida. A la Universidad Nacional de Loja, Facultad Agropecuaria y Recursos Naturales Renovables, igualmente la Carrera de Medicina Veterinaria y Zootecnia; A la Dra. Laura Peña Merino por brindarme su apoyo incondicional en el desarrollo del presente trabajo, a los distintos docentes por brindarme y compartir sus conocimientos y sus sabios consejos.

A mis padres; Alberto Grimaldo Benitez Vilela y Gloria Ignacia Contento Landin y a todos mis hermanos por la confianza y el apoyo brindado en cada momento.

Digar Jonathan

DEDICATORIA

A mis padres Alberto Grimaldo Benitez Vilela y Gloria Ignacia Contenido Landin quienes con su amor, paciencia y esfuerzo me han permitido llegar a cumplir hoy un sueño más, gracias por inculcar en mí el ejemplo de esfuerzo y valentía, de no temer las adversidades porque Dios está conmigo siempre.

A mis hermanos Kelly, Gina, Edinson, Beto, Fanny, Francisca, Miguel y Yadira por su cariño y apoyo incondicional, durante todo este proceso, por estar conmigo en todo momento gracias. A toda mi familia porque con sus oraciones, consejos y palabras de aliento hicieron de mí una mejor persona y de una u otra forma me acompañan en todos mis sueños y metas.

Finalmente quiero dedicar esta tesis a todas las personas, por apoyarme cuando más las necesitaba gracias Sra. Carmen Cabrera y Cristina Ruiz , por extender su mano en momentos difíciles y por el amor brindado cada día, de verdad mil gracias.

Digar Jonathan

ÍNDICE GENERAL

Contenido	Páginas
CERTIFICACIÓN.....	ii
CERTIFICACIÓN DEL TRIBUNAL DE GRADO.....	iii
AUTORÍA.....	iv
CARTA DE AUTORIZACIÓN.....	v
AGRADECIMIENTO.....	vi
DEDICATORIA.....	vii
ÍNDICE DE CONTENIDOS.....	viii
ÍNDICE DE CUADROS.....	xi
ÍNDICE DE FIGURAS.....	xii
ÍNDICE DE FOTOGRAFÍAS.....	xiii
RESUMEN.....	xv
SUMMARY.....	xvi
1. INTRODUCCIÓN.....	1
2. REVISIÓN DE LITERATURA.....	3
2.1. PIEL.....	3
2.2. CAPAS DE LA PIEL.....	3
2.2.1. Epidermis.....	3
2.2.1.1. Queratocitos.....	3
2.2.1.2. Melanocitos.....	4
2.2.1.3. Células de Langerhans.....	4
2.2.1.4. Células de Merkel.....	5
2.3. HONGOS.....	5
2.4. DERMATOFITOSIS.....	6
2.4.1. Etiología.....	6
2.4.1.1. Taxonomía.....	6
2.4.1.2. Clasificación.....	6
2.4.1.2.1. <i>Microsporum canis</i>	7
2.4.1.2.2. <i>Microsporum gypseum</i>	8
2.4.1.2.3. <i>Trichophyton mentagrophytes</i>	9
2.4.1.2.4. <i>Trichophyton rubrum</i>	9
2.4.1.2.5. <i>Epidermophyton floccosum</i>	10
2.4.1.3. Identificación de hongos dermatofitos.....	11
2.5. EPIDEMIOLOGIA.....	11
2.5.1. Fuentes de infección.....	13
2.5.2. Factores predisponentes a la dermatofitosis.....	13
2.5.3. Patogénesis.....	15
2.5.4. Manifestaciones dermatológicas de la dermatofitosis en perros.....	15

2.5.5.	Manifestaciones dermatológicas de la dermatofitosis en el ser humano.....	17
2.5.6.	Diagnóstico de las dermatofitosis.....	17
2.5.6.1.	Observación con la lámpara de Wood.....	17
2.5.6.2.	Examen microscópico directo con KOH al 10%.....	18
2.5.6.3.	Cultivo de hongos (Sabouraud)	19
2.5.6.4.	Prueba de ureasa.....	20
2.5.6.5.	Montaje directo, observación e identificación de los dermatofitos.....	21
2.5.7.	Tratamiento de las dermatofitosis.....	21
3.	MATERIALES Y MÉTODOS.....	23
3.1.	MATERIALES Y REACTIVOS DE LABORATORIO.....	23
3.2.	MATERIALES DE OFICINA.....	24
3.3.	UBICACIÓN.....	24
3.4.	SELECCIÓN Y TAMAÑO DE LA MUESTRA.....	24
3.5.	DESCRIPCIÓN DEL ESTUDIO.....	24
3.5.1.	Recolección de información.....	24
3.5.2.	Toma de muestras.....	25
3.6.	METODOLOGÍA DE LABORATORIO.....	25
3.6.1.	Examen microscópico directo con KOH al 10% (Tricograma).....	25
3.6.2.	Cultivo en agar Sabouraud.....	25
2.6.3.	Observación macroscópica de las colonias.....	25
3.6.4.	Identificación de dermatofitos mediante montaje directo con LAA.....	26
3.7.	TOMA Y REGISTROS DE DATOS.....	26
3.8.	ANÁLISIS ESTADÍSTICO.....	26
4.	RESULTADOS.....	28
4.1.	DERMATOFITOSIS EN CANINOS ATENDIDOS EN EL HOSPITAL DOCENTE VETERINARIO DE LA UNIVERSIDAD NACIONAL DE LOJA.....	28
4.1.1.	Resultados del tricograma (KOH 10%).....	28
4.1.2.	Diagnóstico de dermatofitos mediante cultivo (Agar Sabouraud).....	29
4.2.	RESULTADOS DE LA PRUEBA DE DISOCIACIÓN CON AZUL DE LACTOFENOL.....	31
4.3.	MANIFESTACIONES DERMATOLÓGICAS REPORTADAS EN LOS PERROS DOMÉSTICOS CON DERMATOFITOSIS.....	32
4.4.	FRECUENCIA DE DERMATOFITOSIS DE ACUERDO A LA EDAD..	33
4.5.	FRECUENCIA DE DERMATOFITOSIS ACUERDO A LA PROCEDENCIA.....	34
4.6.	FRECUENCIA DE DERMATOFITOSIS DE ACUERDO A LA RAZA..	35
4.7.	FRECUENCIA DE DERMATOFITOSIS DE ACUERDO A LA REGIÓN TOPOGRÁFICA DEL CANINO MÁS AFECTADA.....	36
4.8.	FACTORES ASOCIADOS A DERMATOFITOSIS EN CANINOS ATENDIDOS EN EL HOSPITAL DOCENTE VETERINARIO.....	37
5.	DISCUSIÓN.....	40

5.1.	DIAGNÓSTICO DE DERMATOFITOSIS EN PACIENTES ATENDIDOS EN EL HOSPITAL DOCENTE VETERINARIO.....	39
6.	CONCLUSIONES.....	42
7.	RECOMENDACIONES.....	43
8.	BIBLIOGRAFÍA.....	44
9.	ANEXOS.....	47

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadros		Página
Cuadro 1:	Manifestaciones dermatológicas en perros según género y especie de los dermatofitos según diferentes autores.....	16
Cuadro 2:	Dermatofitos transmitidos del perro al hombre y lesiones producidas....	17
Cuadro 3:	Componentes del agar Sabouraud dextrosa.....	19
Cuadro 4:	Hallazgos del examen directo con KOH (tricograma).....	28
Cuadro 5:	Agentes etiológicos asociados a la dermatofitosis en caninos.....	29
Cuadro 6:	Características macroscópicas del cultivo de dermatofitos en perros atendidos en el Hospital Docente Veterinario.....	30
Cuadro 7:	Características microscópicas del cultivo de dermatofitos en perros atendidos en el Hospital Docente Veterinario.....	31
Cuadro 8:	Manifestaciones dermatológicas reportadas en los perros con dermatofitosis.....	32
Cuadro 9:	Frecuencia de acuerdo a la edad.....	33
Cuadro 10:	Frecuencia de acuerdo a su procedencia.....	34
Cuadro 11:	Frecuencia de acuerdo a la raza.....	35
Cuadro 12:	Identificar la región topográfica del canino más afectada.....	36
Cuadro 13:	Análisis de regresión logística.....	38

ÍNDICE DE FIGURAS

Figuras		Páginas
Figura 1:	Diferentes tipos de macroconidios (a-f), microconidios (g-j), clamidosporas (k-m) e hifas (n-p) (Saenz, 2001).....	11
Figura 2:	Porcentaje positivo y negativo de parasitación del pelo en el tricograma durante la investigación.....	29
Figura 3:	Porcentaje de frecuencia según la edad.....	33
Figura 4:	Porcentaje según su procedencia.....	34
Figura 5:	Porcentaje según la prevalencia de acuerdo a la raza.....	36
Figura 6:	Porcentaje según la prevalencia de acuerdo a la zona afectada del cuerpo.....	37

ÍNDICE DE FOTOGRAFÍAS

Fotografías		Página
Foto 1:	Recolección de muestras de pacientes atendidos en el Hospital Veterinario de la Universidad Nacional de Loja.....	47
Foto 2:	Preparación del Agar Sabouraud.....	47
Foto 3:	Siembra de las muestras, incubación en la estufa.....	48
Foto 4:	Crecimiento de los cultivos.....	48
Foto 5:	Tricograma y agente Trichophyton.....	49

“DIAGNÓSTICO DE DERMATOFITOSIS, MEDIANTE EXAMEN DIRECTO Y CULTIVO (Sabouraud), EN CANINOS QUE LLEGAN AL HOSPITAL DOCENTE VETERINARIO CÉSAR AUGUSTO GUERRERO DE LA UNIVERSIDAD NACIONAL DE LOJA”.

RESUMEN

Las micosis superficiales son infecciones causadas por dermatofitos, hongos parásitos de la queratina que comprenden tres géneros anamorfos: *Trichophyton* spp, *Microsporum* spp y *Epidermophyton* spp, afectan a la piel y anexos, se manifiestan por afección pilar, engrosamiento ungueal, o por placas con eritema y descamación con bordes activos causando molestias en los caninos que las padecen. De acuerdo a lo antes mencionado se realizó la presente investigación con el objetivo de, realizar el diagnóstico de dermatofitos mediante examen directo y cultivo (Sabouraud), determinar la incidencia de casos dermatológicos producidos por dermatofitosis y otros agentes patógenos de la piel según edad, procedencia, raza y zona afectada del cuerpo.

Para la identificación de las especies micóticas se tomaron muestras de lesiones de, piel, pelos y escamas con bisturí; una parte de la muestra se analizó con KOH al 10% mediante observación microscópica y la otra parte se cultivó en medios agar Sabouraud y se incubó durante 8 a 10 días a 27°C. La identificación de las cepas aisladas se realizó por las características microscópicas y macroscópicas de las colonias. Se determinó que de un total de 63 muestras de caninos con signos clínicos de dermatofitosis, el 47.61% fue positivo para hongos mientras que el 52.38% resulto negativo, el agente que se aisló con mayor frecuencia fue *Trichophyton* spp con un 96.66% de los pacientes, seguido de un 3.33% de *Epidermophyton* spp. Los factores predisponentes que favorecieron la adquisición y desarrollo de este tipo de infecciones micóticas en esta población canina fueron la inadecuada alimentación y lugar de vivienda en estados deplorables entre otros factores.

Palabras clave: Micosis superficiales, dermatomicosis, dermatofitos.

SUMMARY

Superficial mycoses are infections caused by dermatophytes, parasitic fungi of keratin that infect three anamorphic genera: *Trichophyton* spp., *Microsporum* spp. And *Epidermophyton* spp., They affect the skin and attachments, manifest by pillar affection, nail thickening, or plaques with erythema. And desquamation with active edges causing discomfort in the canines that suffer from them. In accordance with the above, the research was proposed, with objectives of determining the prevalence of dermatophytes by direct examination and culture (saboraud), identifying the prevalence according to age, origin, race and affected area of the body.

For the identification of fungal species samples were taken of the lesion of skin, hair and scales with scalpel; a part of the sample was analyzed with 10% KOH with microscopic observation and the other part was cultivated on Sabouraud agar media and incubated for 8 to 10 days at 27 ° C. The identification of the isolated strains was made by the microscopic characteristics and macroscopic of the colonies. It was determined that a total of 63 canine samples with clinical signs of dermatophytosis, 47.61% were positive for fungi while 52.38% were negative, the agent that did more frequently was *Trichophyton* spp with 96.66% of the patients, followed by a 3.33% in which *Epidermophyton* spp. The predisposing factors that favored the acquisition and development of this type of fungal infections in this population were the source of food and the place of housing in deplorable conditions among other factors.

Key words: Superficial mycoses, dermatomycoses, dermatophytes.

1. INTRODUCCIÓN

Las diferentes enfermedades de piel que sufren los perros exigen un examen clínico minucioso por la variedad de agentes etiológicos que pueden causarlos (Wilkinson & Harvey, 1996). La dermatofitosis son las 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).

El diagnóstico de dermatofitos no puede ser definitivo guiándose por los signos clínicos que presenta el paciente, para su mayor eficacia se recomiendan exámenes de laboratorio. La dermatofitosis es una enfermedad contagiosa no solo entre animales, sino también de los animales al humano (Willemsse, Rafel & Caube, 1992).

El mayor porcentaje de casos de dermatofitosis canina es causado por *M. canis*, *T. mentagrophytes* y *M. gypseum*. El número elevado de estas enfermedades micóticas ha tenido un impacto a nivel mundial por la incidencia de casos descritos de contagios a humanos con *M. canis* y en aumento (Foster & Foil, 2008) Los métodos diagnósticos para determinar la presencia de dermatofitos están basados en exámenes microscópicos directos y cultivos de las lesiones (Álvarez & Caicedo, 2001).

El laboratorio especializado en diagnóstico micológico de Chile (LEDMI-U), realizó un diagnóstico de hongos dermatofitos en perros utilizando la técnica de tricograma y cultivo de hongos de las lesiones. El 85% de los perros diagnosticados con dermatofitosis a través del tricograma fueron confirmados como positivos mediante el cultivo de hongos y el 68% de los perros diagnosticados como negativos a través del tricograma fueron igualmente confirmados como negativos a través del cultivo de hongos.

Los efectos secundarios que causan las drogas antimicóticas a nivel hepático, justifican 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.

El presente estudio consistió en realizar pruebas de laboratorio para diagnosticar dermatofitosis en perros e identificar los agentes etiológicos asociados a la enfermedad; se analizaron 63 muestras de perros con manifestaciones dermatológicas sugerentes a dermatofitosis. Para el análisis de laboratorio se utilizaron las siguientes pruebas diagnósticas: examen directo con Hidróxido de potasio (KOH) al 10% (tricograma) y cultivo de hongos (Sabouraud).

2. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1. PIEL

Según Castellanos, Rodríguez, & Iregui, (2005) “La piel o tegumento (derivado del latín, tejido), es un órgano dinámico que representa el sistema orgánico más extenso y visible del cuerpo, es una barrera anatómica y fisiológica entre el animal y su medio; es un órgano de estimulación táctil y de comunicación.

El acceso inmediato a este órgano importante permite que sea examinado directamente y que se constituya en un valioso recurso de información, en el cual juega un papel importante el conocimiento de la anatomía, histología y fisiología para comprender las patologías que lo pueden afectar.

2.2. CAPAS DE LA PIEL

2.2.1. Epidermis

Según Castellanos, Rodríguez e Iregui (2005). La epidermis está formada por un epitelio escamoso estratificado queratinizado y sus células se disponen en capas cuyo número varía en las diferentes regiones del cuerpo. Hay cuatro tipos distintos de células en esta capa:

2.2.1.1. *Queratocitos*

Comprenden las células epiteliales que sintetizan la queratina de la piel. Proviene del griego “queratos” que quiere decir “cuerno” y siguiendo una etimología lógica debería llamarse “queratocito”, nombre seguido por expertos para denominar las células epiteliales de la epidermis, los infundíbulos, los conductos sebáceos y acrosiringios y para las células epiteliales de los tumores benignos y malignos que de ellos se derivan (Ackerman, 2001).

Están unidos unos a otros por estructuras múltiples, simétricas, en forma de disco denominados desmosomas y están constituidos por diferentes proteínas, algunas de las cuales son moléculas de adhesión o cadherinas citoplasmáticas,

transmembranales, con una porción extracelular. Entre ellas, las desmogleínas 1 y 3 son particularmente importantes en el patomecanismo de enfermedades ampollasas graves, denominadas “pénfigos” (Rodríguez, 2004).

2.2.1.2. *Melanocitos*

Se derivan de la cresta neural y migran a la epidermis. En cuanto a sus funciones se halla la síntesis de melanina, la pigmentación de la piel y el pelo, la protección frente a la luz ultravioleta y la depuración de radicales libres. Son numerosos en la piel pigmentada y están esparcidos o ausentes en la piel no pigmentada; se encuentran en la capa basal, en la vaina radicular externa y en la matriz de los folículos pilosos, donde son numerosos, excepto en los animales blancos; también están presentes en los conductos de las glándulas sebáceas y sudoríparas (Ackerman, 2001); en general, hay un melanocito por cada 10 a 15 queratocitos en la capa basal.

Por lo tanto son células dendríticas que extienden sus procesos rodeando los queratocitos adyacentes constituyendo la “unidad melanina-epidermis”; tienen núcleo esférico y aparecen en los cortes coloreados con hematoxilina-eosina (H-E) como células claras; realmente en sí, están rodeados por un halo claro, que es un artificio útil que ayuda a identificarlos; posee orgánulos citoplasmáticos esféricos identificados como melanosomas los cuales atraviesan por cuatro estados (I-IV), para sintetizar el pigmento melanina.

La melanina se transfiere a los queratocitos del estrato basal principalmente y el pigmento migra a su porción citoplasmática apical y supranuclear. Para que la melanina sea producida por los melanocitos es necesaria la enzima tirosinasa que cataliza la oxidación de la tirosina a dihidroxifenilalanina (DOPA) y después se polimeriza a melanina. Los animales albinos carecen de tirosinasa y por consiguiente no pueden producir melanina.

2.2.1.3. *Células de Langerhans*

Se localizan en la capa superior espinosa de la epidermis, en la dermis y en los ganglios linfáticos. En los caninos, no contienen los típicos “gránulos de Birbeck”,

característicos de la ultraestructura de su equivalente en los humanos. Pertenecen al sistema monocito-macrófago y son las presentadoras de antígenos de la epidermis, participando en las reacciones de hipersensibilidad retardada; ellas migran después de su estimulación antigénica a los nódulos linfáticos, para llevar el antígeno (Ag) e informar a los linfocitos locales.

Su identificación se realiza por microscopía electrónica y por inmunohistoquímica, técnica en la que son positivos para la proteína S-100 y las CD1-A y CD6.

2.2.1.4. Células de Merkel

Son mecanos receptores táctiles de reacción lenta y naturaleza neuroendocrina (Ackerman, 2001). Se encuentran en la región basal de la epidermis inmediatamente por encima de la membrana basal; están ligadas por desmosomas a los queratocitos vecinos. El núcleo tiene forma lobulada e irregular y el citoplasma es claro y presenta filamentos de queratina 19 y 20. Cuando se encuentran asociadas con terminaciones nerviosas mielínicas, forman el complejo neurocelular de Merkel, y las áreas especializadas que contienen estos complejos son conocidas como “Haarscheibe”: discos de pelo, placas de pelos táctiles o almohadillas tilotrichadas. Pueden tener otras funciones como la regulación del flujo sanguíneo cutáneo y la producción de sudor, así como la coordinación de la proliferación de leucocitos y la del ciclo del pelo. (Rodríguez, 2004). No se identifican con H-E, sino con impregnaciones argénticas, con inmunohistoquímica para queratinas 8, 18, 19 y 20 o con microscopía electrónica (Rodríguez, 2004).

2.3. HONGOS

La palabra HONGOS, es un concepto general que incluye a mohos y a levaduras. Se encuentran distribuidos ampliamente en el suelo, las plantas, el agua y en el aire. En su mayoría son saprofitos y la minoría son patógenos que parasitan organismos vegetales y animales; por esa causa, en estos últimos (animales), se afecta toda la escala zoológica (protozoarios, insectos, crustáceos, peces, reptiles, aves y mamíferos). Los hongos patógenos, salvo algunas excepciones, son de lento crecimiento, es por esto que existe el riesgo de que sus colonias sean contaminadas

por bacterias u otros hongos saprofitos, los cuales son de un crecimiento rápido. La mayoría de los hongos patógenos son oportunistas y hacen su vida saprofita en el suelo, se consideran “oportunistas o de vida libre” ya que crecen en cualquier medio natural que les proporcione nutrientes (Reyes, 2013).

2.4. DERMATOFITOSIS

Los dermatofitos son un conjunto de micosis zoonótica que producen una infección de los tejidos queratinizado (piel, pelo, garras) por uno de los tres géneros de hongos llamados colectivamente dermatofitos: *Epidermofitos*, *Microsporum* y *Trichophyton*. Estos hongos distribuidos mundialmente y todos los animales domésticos son susceptibles.

2.4.1. Etiología

2.4.1.1. Taxonomía

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, 2008). 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 Fungí, División *Eumycota*, Subdivisión *Deuteromycotina*, Clase *Hyphomycetes*, Orden *Hypomycetales* y Familia *Moniliaceae* (Sarmiento & Trujillo, 2006).

2.4.1.2. 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, donde 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 & 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 & Sherding, 1996).

2.4.1.2.1. *Microsporum canis*

Se encuentra en el perro y gato, animales en los que se produce lesiones secas y escamosas, sin vesículas ni pústulas. Se transmite fácilmente al cobayo por medio de los pelos infectados. En el hombre produce tiña tonsurante microspórica y herpes circinatus (Reyes, 2013).

Las lesiones de los perros son clásicamente placas alopecias escamosas, con pelos quebrados. Los perros también pueden desarrollar foliculitis regional o generalizada con pápulas o pústulas.

Una forma de dermatofitosis nodular focal en perros adultos y normalmente se acompaña de inmunodeficiencia, especialmente hiperadrenocorticalismo endógeno y atrogénico. El diagnóstico diferencial en perros para las lesiones clásicas de la tiña debe establecerse con respecto a la demodicosis, foliculitis bacteriana y dermatitis seborreica.

La dermatofitosis en perros y gatos de pelo corto, normalmente es autolimitante, pero la curación se puede acelerar con el tratamiento. Otro objetivo primario de la terapia es prevenir la propagación de la infección a otros animales y a las personas.

Sin embargo, el realizar una terapia tópica en todo el cuerpo es introvertido y no se ha demostrado que los baños tópicos o el champú sean realmente efectivos.

Las lesiones locales pueden ser tratadas con miconazol tópico clotrimazol. Para casos crónicos o graves en razas de pelo largo está indicado el tratamiento sistémico (Reyes, 2013).

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 (Sarmiento & 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, Romero, & Saavedra, 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 (Sarmiento & Trujillo, 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, Romero, & Saavedra, 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, 2006).

Su tamaño es de 30-110 micras de largo por 7-25 micras de ancho (Sarmiento & Trujillo, 2006). Microconidios piriformes son habitualmente escasos, en breves racimos que brotan lateralmente de la hifa (Sarmiento & Trujillo, 2006). Su tamaño es de 1-5 micras (Sarmiento & Trujillo, 2006). En las infecciones del pelo, se disponen en grupos, con forma de mosaicos por fuera del tallo (Koneman, 2006).

2.4.1.2.2. *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, 2008).

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 & 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 & Trujillo, 2006). Estos son aproximadamente de 50-120 micras de largo por 10-20 micras de ancho (Renderos, Romero, & Saavedra, 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 & Trujillo, 2006). La mayoría de las cepas tienen escasos Microconidios piriformes de 4-6 micras de largo (Renderos, Romero, & Saavedra, 2012).

2.4.1.2.3. *Trichophyton mentagrophytes*

Los pelos afectados pueden presentar parasitación de tipo microide (Arenas, 2008). Macroscópicamente su colonia presenta un aspecto pulverulento o polvoso, plana, seca, de color blanco o blanco amarillento; en raras ocasiones forma pigmento (Renderos, Romero, & Saavedra, 2012). Se desarrolla con un crecimiento moderado rápido de 7-14 días (Sarmiento & 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, Romero, & Saavedra, 2012).

2.4.1.2.4. *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 ectothrix de tipo microide. No presentan fluorescencia (Arenas, 2008).

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 & Scott, 2009).

2.4.1.2.5. *Epidermophyton floccosum*

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.

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, 2008).

2.4.1.3. Identificación de hongos dermatofitos

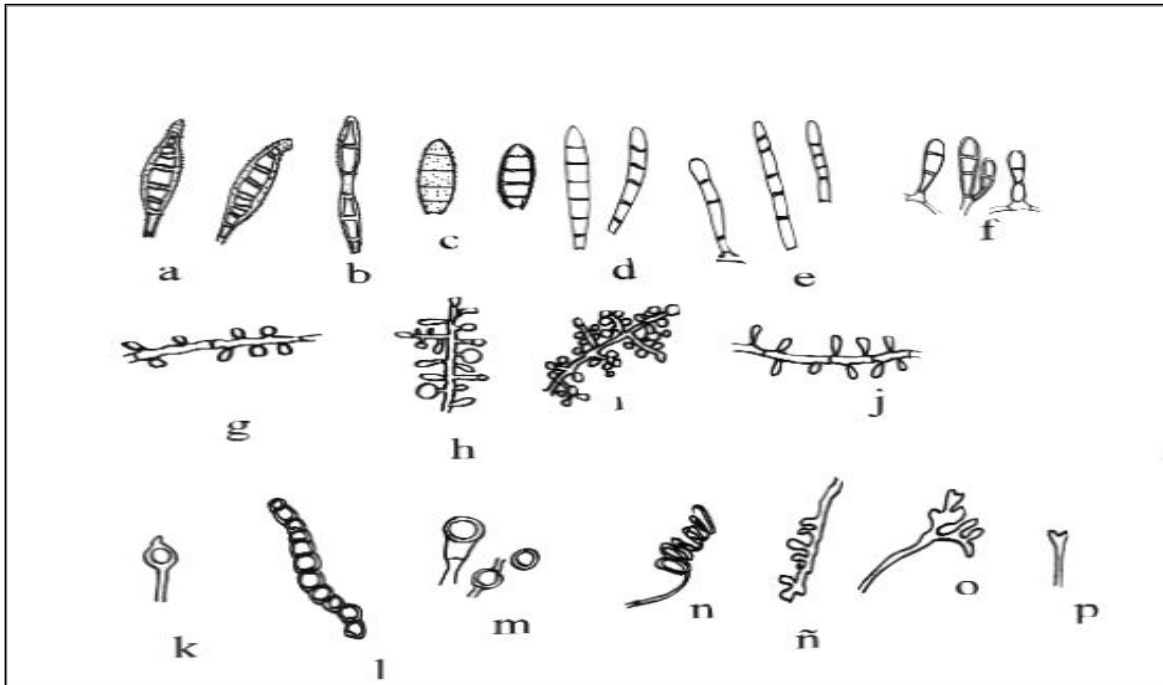


Figura 1: Diferentes tipos de macroconidios (a-f), microconidios (g-j), clamidosporas (k-m) e hifas (n-p) (Saenz, 2001).

2.5. EPIDEMIOLOGIA

Se realizó un estudio en España investigando la etiología de 141 casos de dermatitis en perros y gatos que acudieron a consulta veterinaria, resultando positivo en 27 pacientes con etiología micótica. Las formas clínicas encontradas fueron: anular 60%, fávica 24%, querión 2% y onicomiosis 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 la India se estudió 211 perros y 170 bovinos, donde se aislaron 106 cepas (89 de perros y 17 de bovinos) de dermatofitos, dando como resultado que: 57 correspondieron a *T. mentagrophytes*, 42 a *M. gypseum*, 5 a *T. rubrum* y 2 a *T. simii* (Ranganathan, 1998).

La incidencia de dermatofitos en caninos aparentemente sanos fue investigada por la UNAM (México), donde se realizaron la toma de 200 muestras de perros que asistieron a cinco clínicas veterinaria. La prevalencia de dermatofitos fue 3.5% (siete) de los casos. Los agentes etiológicos identificados fueron *M. gypseum* (5/7), *T. mentagrophytes* (1/7) y *T. terrestre* (1/7). Aunque su estudio no encontró desigualdades significativas entre las edades de los pacientes, si se encontró una diferencia significativa entre los caninos que habitaban dentro de casa y los que habitaban en el jardín (Granjeno, 2013).

Un estudio realizado en Colombia determino la prevalencia de dermatofitos evaluando 251 perros dando resultado 33 positivos entre estos. *M. gypseum* se aisló en el 55.9% de las muestras positivas (Álvarez & 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).

Investigaciones realizadas en pacientes humanos en el Salvador, determinaron la presencia de hongos dermatofitos zoonótico; Marín et al. (1996) analizaron muestras de pacientes de consulta externa del Hospital Rosales, donde se identificó levaduras como dermatofitos: *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, Romero, & Saavedra, 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 presencia elevada de *M. canis* en la dermatofitosis también se encontró en el hospital de brigada n°7 loja se analizaron 94 muestras de pacientes, Identificando: *M. canis* en el 22.1% de ellas y *T. mentagrophytes* en 16.3% (Celi, 2013).

Una investigación realizada en Chile determinó la prevalencia de dermatofitos en un muestreo de 241 caninos (121 con lesiones cutáneas y 120 sanos). Los datos obtenidos demostraron que 58 perros con lesiones 48% y 6 sanos 5%. *M. canis* se aisló en 98.3% de las muestras positivas.

2.5.1. 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 & DeBoer, 1991).

2.5.2. Factores predisponentes a la dermatofitosis

Los factores predisponentes se mencionan a continuación: edad, sexo, inmunidad, humedad, temperatura y factores individuales (Basualdo & 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 & 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 & Sherding, 1996). 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 & 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 & Sherding, 1996).

2.5.3. Patogénesis

Entre las micosis que producen lesiones superficiales predominan los dermatofitos, los cuales afectan la piel, las uñas y pelo, y tiene gran afinidad con la queratina de estas regiones; además estos hongos perforan el pelo o adelgazan ciertas partes de este. En el caso de la piel, esta puede presentar costras internas, inflamación frecuente, prurito; en ocasiones las lesiones están acompañadas por pápulas, vesículas y pústulas.

La mucosa de la piel, también es afectada con la aparición de manchas cremosas húmedas, la irritación, los eccemas, las vesículas, las pústulas e incluso las úlceras. Entre las enfermedades de este tipo están las siguientes: maquet o sapillo, que se caracteriza por lesiones en los labios, encías, lengua y faringe; boquera, con lesiones o fisuras rojas, resultantes de sustancias blanquecinas en la comisura de los labios; vulvovaginitis, con formación de eccema, vesículas y úlceras; y la balanopostitis, con enrojecimiento del glande con descamación y prurito, etcétera (Reyes, 2013).

2.5.4. 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 onicomicosis (CFSPH, 2005).

Las manifestaciones dermatológicas asociadas a la dermatofitosis, varía según diferentes autores y se resumen en el cuadro uno y dos

Cuadro 1: *Manifestaciones dermatológicas en perros según género y especie de los dermatofitosis, según diferentes autores*

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

2.5.5. Manifestaciones dermatológicas de la dermatofitosis en el ser humano

Cuadro 2. *Dermatofitos transmitidos del perro al hombre y lesiones producidas*

Dermatofito	Animal portador	Lesiones
Zoófilos		
<i>M. canis</i>	Gato (++), perro, animales con pelo (conejo, cobayo, rata etc.)	Herpes circinado, tiña, sicosis querion
<i>M. persicolor</i>	Rata, ratón de campo, hocico de perro de la casa	Herpes circinado, foliculitis
<i>M. vanbreuseghemi</i>	Perro, ardilla	Tiña
<i>T. mentagrophytes</i>	Animales salvajes, cobayo, perro, ovinos, caballo (+)	Querion, sicosis, herpes circinado inflamatorio
Telúricos		
<i>T. gyseum</i>	Hocicos de los animales salvajes (rata, ratón de campo) o domésticos (perro, gato)	Querion, sicosis, herpes circinado inflamatorio
<i>T. mentagrophytes</i>	Animales salvajes (rata, ratón de campo, libre, erizo) o domésticos (cobayos, perros, ratones blancos), ovinos, bovinos, caballo (+)	Querion, sicosis, herpes circinado inflamatorio
<i>T. erinacei</i>	Erizo, perro de caza	Herpes circinado, Querion, onyxis

Fuente: Acta bioquímica clínica latinoamericana (Viguié C, 2009).

2.5.6. Diagnóstico de las dermatofitosis

2.5.6.1. 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 de Wood es útil para exploraciones de cribado buscando infecciones por *M. canis* en los gatos y perros. 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*. Desafortunadamente no todas las cepas de *M. canis* fluorescen, el número de cepas que emiten fluorescencia positiva varía entre un 30-50% (Foster & Foil, 2012) y de 50% -70%. Los resultados falsos positivos pueden darse en estados oleosos y seboreicos de la piel. (Villiers & Blackwood, 2012).

Los pelos que dan fluorescencia deben ser cultivados siempre para confirmar el diagnóstico. El examen microscópico directo de los pelos o del raspado cutáneo, puede permitir un diagnóstico precoz por demostración de las hifas y artrosporas características en el espécimen. La técnica es más útil en el diagnóstico de dermatofitos en los animales grandes que en los animales pequeños. Los pelos que preferiblemente sean blancos y los raspados que sean de la periferia de las lesiones se examinan en busca de elementos fúngicos en una preparación de hidróxido de potasio al 10% que se ha calentado suavemente o incubado en una cámara de humedad por la noche (Reyes, 2013).

2.5.6.2. Examen microscópico directo con KOH al 10% (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 al 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 & Brazis, 2011).

En la técnica, se escogen los pelos que parecen dañados o sucios de la periferia de la lesión, estos se arrancan 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 & Foil, 2012).

2.5.6.3. Cultivo de hongos (Sabouraud)

El cultivo fúngico es el medio más correcto de diagnóstico. Puede realizarse usando Agar Sabouraud, que es un medio que generalmente lleva añadido gentamicina y/o cloranfenicol (cuadro 3) para minimizar la posibilidad de un crecimiento bacteriano. Este es el medio estándar de cultivo fúngico, y en él crecerán todo tipo de hongos; su ventaja radica en que, al ser transparente, permite observar el color del reverso de la colonia, lo que es de gran importancia para la identificación final (García, 1991).

Cuadro 3. Componentes del agar Sabouraud dextrosa.

Composición	Cantidad en g/ml
Digerido enzimático de caseína	10,0 g
Dextrosa	40,0 g
Agar	15,0 g
Agua destilada c.s.p	1000 mL
pH final 5,6 ± 0,2	

Fuente: Información disponible en producto comercial (TM Media)

Los trozos de pelos y las escaras de piel se recogen para su cultivo en el agar, que luego es cubierto para evitar la desecación. La incubación debe hacerse a temperatura a 27°C. El crecimiento dermatofítico es generalmente aparente de los 3 a 8 días después de la incubación, Los hongos dermatofitos poseen micelios blancos o parduscos, suaves o granulados. Las colonias contaminantes saprofitas son blancas y pigmentadas y posterior se tornan de diferente color y textura. El diagnóstico definitivo y la identificación de la especie exige extraer las hifas y macroconidios de la superficie de la colonia usando una cinta de acetato o con un aza estéril examinarlos al microscopio con tinción de azul de lactofenol.

El microcultivo permite visualizar al microscopio el micelio en su conjunto. 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.

Pueden hacerse preparaciones de alta calidad en las que se conservan a la perfección las estructuras y las disposiciones de las esporas. Durante la técnica 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).

2.5.6.4. 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, 2015).

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, 2008).

2.5.6.5. Montaje directo, observación e identificación de los dermatofitos

Para visualizar la morfología de los hongos e identificarlos, se utilizan la técnica de Disociado con lactofenol azul algodón (LAA). El azul de lactofenol es el medio más común para hacer tinciones en los hongos y uno de los reactivos más fáciles de realizar para la identificación de estructuras de hongos y el diagnostico solamente se requiere de:

Cristales de fenol.....20gr
Ácido láctico.....20ml
Glicerol.....40ml
Azul de metileno..... 0,05gr
Agua destilada..... 20ml

Por lo general se deja en la incubadora por 12 horas, para evitar que el fenol se cristalice (Reyes, 2013).

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 macroconidios del hongo dermatofito (Bonifaz, 2010).

2.5.7. Tratamiento de las dermatofitosis

Los tratamientos para dermatofitos efectivos consisten en la administración de ketoconazol, 10mg/kg o itraconazol, 5mg/kg. El tratamiento sistémico y tópico para *M. canis* debe continuarse durante 2-4 semanas tras la curación clínica o hasta que se obtenga un cultivo negativo con el cepillo. Esto puede recurrir a un tratamiento desde un mes a tres meses con griseofulvina o más o menos 1 mes con los anti fúngicos amidazólicos (Reyes, 2013).

Los tratamientos tópicos proporcionan resultados muy pobres, si se exceptúan las onicomycosis blancas superficiales. Los antifúngicos tópicos actualmente se utilizan como coadyuvantes del tratamiento oral. El tioconazol al 28%, ciclopiroxolamina,

amorolfina y bifonazol al 1% en cura oclusiva con crema de urea al 40% pueden y deben asociarse a la avulsión química, mecánica, o quirúrgica.

El tratamiento sistémico está indicado en afectaciones extensas cutáneas (no susceptibles por tanto al tratamiento tópico), en el tratamiento de zonas hiperqueratóticas (palmo-plantares), cuando existe foliculitis y en *tinea unguium* y *tinea capitis*. Todavía actualmente la griseofulvina es la droga de elección para el tratamiento de dermatofitosis, excepto tinea unguium en que se requieren tratamientos prolongados con griseofulvina (6-18 meses en manos y pies, respectivamente) con una respuesta clínica inferior al 30%, con una tasa de recurrencia en torno al 50%. En general la griseofulvina se tolera bien y alcanza altas concentraciones en el stratum corneum, pero al parar el tratamiento el nivel de griseofulvina desciende, y como consecuencia hay que mantener el tratamiento hasta alcanzar la curación clínica (Palacio, 2002).

El fluconazol es un triazol que se une menos a la queratina que el itraconazol y se dispone de suspensión para tratamiento pediátrico. Habitualmente una dosis semanal de 150 mg consigue niveles adecuados en dermis, epidermis y tejido ungueal, pero debido a sus características cinéticas el tratamiento semanal se debe interrumpir cuando se alcanza la curación clínica.

Aproximadamente el 16% de los enfermos pueden presentar efectos secundarios (náuseas, vómitos y alteraciones funcionales hepáticas) (Palacio, 2002)

3. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. MATERIALES Y REACTIVOS DE LABORATORIO

- 63 caninos
- Microscopio
- Agar Sabouraud
- Hidróxido de potasio (KOH)
- Azul de lactofenol
- Aceite de inmersión
- Autoclave
- Estufa
- Registros de laboratorio
- Placas portaobjetos
- Placas cubreobjetos
- Tubos de ensayos
- Varilla de vidrio
- Asa de platino
- Gradilla
- Mechero Bunsen
- Cajas para toma de muestras y transporte de las mismas
- Vasos de precipitación
- Cajas Petri
- Guantes
- Tijera
- Bozal
- Hojas de bisturí N° 22
- Mandil
- Cilindro de gas
- Caja de fósforos
- Algodón

- Alcohol

3.2. MATERIALES DE OFICINA

- Computador
- Impresora
- Calculadora
- Papel bond
- Esferográficos
- Hojas de registro
- Corrector
- Cámara de fotos

3.3. UBICACIÓN

El presente trabajo se desarrolló en el Hospital Docente Veterinario “César Augusto Guerrero” y en el Laboratorio de Diagnóstico Integral Veterinario de la Carrera de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la Universidad Nacional de Loja, ubicado en la ciudad de Loja.

3.4. SELECCIÓN Y TAMAÑO DE LA MUESTRA

Se aplicó un muestreo no probabilístico dirigido, seleccionando 63 pacientes que llegaron a consulta al Hospital Docente Veterinario de la Universidad Nacional de Loja, de acuerdo al siguiente criterio: 1) pacientes con sintomatología asociada a dermatofitosis (Cuadro 1 y 2), datos que fueron registrados en las respectivas historias clínicas.

3.5. DESCRIPCIÓN DEL ESTUDIO

3.5.1. Recolección de información

Los datos obtenidos de los pacientes, se registraron de forma individual en la hoja clínica que fue elaborada para la investigación.

3.5.2. Toma de muestras

Se realizó la limpieza de la zona afectada aproximadamente de 2-4 cm de diámetro y dependiendo de la lesión. Con un algodón humedecido en alcohol limpiamos suavemente y secamos evitando la contaminación por hongos saprofitos.

3.6. METODOLOGÍA DE LABORATORIO

Se contó con el apoyo del Laboratorio Integral de Diagnóstico Veterinario, para las respectivas pruebas de las muestras obtenidas de cada paciente.

3.6.1. Examen microscópico directo con KOH al 10% (Tricograma)

Cada muestra obtenida se colocó en un portaobjetos y se añadió 1 a 2 gotas de la solución de KOH al 10%, coloca un cubreobjetos, luego se calentó suavemente en el mechero Bunsen durante un minuto para luego observar en el microscopio con lente 10X y 40X, en busca de estructuras características de dermatofitos (hifas o arthroconidias). Se observó si había parasitación de pelo de tipo endothrix y ectothrix, estructuras como esporas y elementos fúngicos que sugieren la presencia de dermatofitos. Se buscó el bulbo piloso en busca de daño producido por el hongo.

3.6.2. Cultivo en agar Sabouraud

Para la preparación se diluyeron 65 g de medio deshidratado en un litro de agua destilada, en un vaso de precipitación. Se calentó, y agitando frecuentemente se dejó hervir por un minuto para disolverse completamente, tratando de evitar el sobrecalentamiento, luego esterilizamos en la autoclave a 121°C durante 15 minutos, posteriormente se distribuyó en cajas Petri y tubos de ensayo estériles y finalmente se dejó enfriar a temperatura ambiente antes de su utilización.

Para la siembra de la muestra se cultivó una suficiente cantidad de escamas de piel, pelos o raspado de uñas, haciendo toques sobre la superficie del medio de cultivo; se incubó a 27°C durante 8 a 10 días con observaciones periódicas.

3.6.3. Observación macroscópica de las colonias

Se consideró el color, textura, aspecto y velocidad de crecimiento de la colonia permitiendo la identificación morfológica del dermatofito, se observó el color del

anverso y del reverso y la eventual difusión de pigmento al medio de cultivo. La textura se presentó de forma: granulosa, algodonosa, pulverulenta, aterciopelada, cremosa, etc., y el aspecto fue liso, rugoso o cerebriforme.

3.6.4. Identificación de dermatofitos mediante montaje directo con LAA

Se procedió a colocar una gota de lactofenol en un portaobjetos; se tomó una porción del crecimiento fúngico con un asa y se mezcló con la gota de lactofenol. Se colocó un cubreobjetos y se observó al microscopio con lentes de 10x y 40x. Posteriormente se realizó la identificación de género y especie del hongo observando las características microscópicas de hifas, macro y microconidias características de hongos dermatofitos.

3.7. TOMA Y REGISTROS DE DATOS

La información obtenida en las historias clínicas fue ordenada en tablas de acuerdo a las siguientes variables: procedencia, edad, raza y región topográfica afectada; mientras que los análisis de laboratorio, permitieron determinar diagnósticos positivos o negativos a dermatofitosis (dichos datos también fueron expresados en tablas)

3.8. ANÁLISIS ESTADÍSTICO

Para el análisis estadístico se consideró a las siguientes como variables independientes a la procedencia, raza, edad y región afectada del cuerpo; mientras que la variable dependiente fue el diagnóstico de dermatofitosis (positivo o negativo).

La procedencia se registró de acuerdo al cantón de origen; para la variable edad se elaboraron 3 grupos etáreos: 1) Cachorros (de 0-1 año), 2) Adultos (de 1-6 años) y 3) Geriátricos (de 6-14 años). Los caninos fueron clasificados en grupos raciales como: 1) Mestizos, 2) Dolicocefalos y 3) braquiocefálico. Las regiones topográficas se dividieron en: 1) Cabeza y cuello, 2) Región torácica/abdominal/pélvica, 3) Extremidad anterior, 4) Extremidad posterior y 5) Más de una región.

Se consideraron casos positivos de dermatofitosis a todas las muestras de pacientes con resultados positivos a la prueba de KOH y a cultivo (agar Sabouraud)

Se utilizó estadística descriptiva para el ordenamiento y tabulación. Se utilizaron dos técnicas estadísticas para demostrar asociación con dermatofitosis: la prueba chi-

cuadrado y el test exacto de Fisher. El test exacto de Fisher se usó cuando más del 20% de las celdas de una tabla de contingencia tenían frecuencias esperadas menores de cinco y no era posible emplear chi cuadrado. Para ambas técnicas se escogió un nivel de confianza del 95% y un nivel de significación del 5%.

La magnitud de la asociación entre las variables dependiente e independientes, se estimó por medio de regresión logística, empleando un modelo hacia atrás, en donde el estimador Odds ratio (OR) fue calculado con un nivel de confianza del 95%, en el programa estadístico R.

4. RESULTADOS

4.1. DERMATOFTOSIS EN CANINOS ATENDIDOS EN EL HOSPITAL DOCENTE VETERINARIO DE LA UNIVERSIDAD NACIONAL DE LOJA

4.1.1. Resultados del tricograma (KOH 10%)

Mediante el examen de tricograma se logró identificar la forma parasitaria de los dermatofitos y además se identificó al parásito *Demódex canis*.

La microscopía permitió determinar despigmentación y fragilidad de los pelos una característica en pelos parasitados con dermatofitos, estos se quiebran y presentan aspecto rasurado. En la extremidad del pelo se observó extremos rotos o despuntados que indica que pueden ser causas por dermatofitos o auto-trauma (Cuadro 4)

Cuadro 4: Hallazgos del examen directo con KOH (tricograma)

Hallazgos	<i>Trichophyton spp</i>	<i>Epidermophyton SPP</i>	<i>Demodex canis</i>
Microscopía de pelo	Despigmentación Pelos frágiles	Despigmentación Pelos frágiles	Normal
Extremidad del pelo	Fracturada (alopecia traumática)	Fracturada (alopecia traumática)	Normal
Tronco del pelo	Normal	Normal	Normal
Parasitación	endotrix ectotrix	endotrix ectotrix	Normal

Fuente: construcción propia del autor.

De las 30 muestras positivas a dermatofitosis solo 14 salieron positivas al tricograma dando un 46.7% y 16 negativas equivalente al 53,3%. El tricograma además permitió la identificación de la forma parasitaria de los dermatofitos *Trichophyton spp* endotrix (6) y ectotrix (8), en 15 casos de dermatofitosis por este hongo no se distinguió la forma de parasitación, así como tampoco en la producida por *Epidermophyton spp* (Figura 2).



Figura 2: Porcentaje positivo y negativo de parasitación del pelo en el tricograma durante la investigación.

4.1.2. Diagnóstico de dermatofitos mediante cultivo (Agar Sabouraud)

Como se puede apreciar en el cuadro cinco, el crecimiento de los dermatofitos solo se dio en 30 de los 63 pacientes, de los cuales en 29 casos se aisló *Trichophyton spp* y *Epidermophyton spp* solamente en un caso; también se observó otro agente patógeno de la piel como es el *Demodex canis* con 11 casos, por último hubo crecimiento de hongos oportunistas.

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

Agente identificado	Número de casos positivos	Porcentaje (%)
<i>Trichophyton. spp</i> *	29	46.03
<i>Epidermophyton spp</i> *	1	1.59
<i>Penicillium</i>	12	19.05
<i>Demodex canis</i>	11	17.46
<i>Aspergillus</i>	4	6.35
<i>Candidiasis</i>	1	1.59
<i>Mucor</i>	5	7.93
Total	63	100

*Dermatofitos

.En el cuadro seis se muestra el crecimiento de las colonias y el apareamiento de los micelios ocurrieron entre el cuarto y décimo día; presentando en su mayoría un aspecto algodonoso en el anverso y amarillento en el reverso.

Cuadro 6. Características macroscópicas del cultivo de dermatofitos en perros atendidos en el Hospital Docente Veterinario.

Características de la colonia	<i>Trichophyton</i> spp	<i>Epidermophyton</i> spp	<i>Penicillium</i> spp	<i>Mucor</i> spp	<i>Aspergillus</i> spp
Crecimiento	3 a 8 días	4 a 10 días	2 a 3 días	2 a 3 días	2 a 4 días
Color de la colonia	Micelio blanco	Micelio blanco, beige a café	Micelio blanco Inicialmente y luego se convierten en verde azuladas	Inicia de color blanco y se torna gris con puntos negros	Colonias blancas con micelio aéreo de color negro.
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 aterciopelado	Superficie Colonias algodonosas laxas, que alcanza la tapa del agar	Liso, a menudo con pliegues radiales
Reverso	Color amarillo y café rojizo.	Color amarillo, con naranja y café	Pálido o amarillento.	Incoloro o de color crema.	No se observa pigmento difusible.

El tiempo de crecimiento de las colonias de hongos dermatofitos ocurrió entre los 4 y los 10 días después de la fecha de inoculación. Estos dermatofitos tuvieron un crecimiento de colonia dentro de los intervalos consultados. Los hongos del género *Trichophyton* crecieron en intervalos entre los 3 y 8 días, *Epidermophyton* 4 a 10 días, los demás hongos oportunistas de no interés veterinario desarrollaron más rápido en un lapso de 2-3 y 4 días ejemplo *Penicillium*, *Mucor* y *Aspergillus*.

Las características macroscópicas de las colonias (color, superficie y reverso) *Trichophyton* y *Epidermophyton* se detallan en el cuadro (6).

4.2. RESULTADOS DE LA PRUEBA DE DISOCIACIÓN CON AZUL DE LACTOFENOL

En el caso de *Trichophyton* spp, se observó abundantes hifas septadas y ramificadas en el 100% de los casos; se identificaron hifas espiraladas y delgadas; se identificaron también microconidios en forma de globo muy escasos y rara vez macroconidios con 4 septos. En el género *Epidermophyton* se pudo observar macroconidios maduros y micelios y conidios en desarrollo; y, abundantes hifas (Cuadro 7).

En cuanto a las características microscópicas de la colonia, hongos oportunistas que no tienen interés veterinario esporularon con mayor facilidad que los de los géneros *Trichophyton* y *Epidermophyton*. Los microconidios fueron rara vez observados.

Cuadro 7. Características microscópicas del cultivo de dermatofitos en perros atendidos en el Hospital Docente Veterinario.

Características de la colonia	<i>Trichophyton</i> spp	<i>Epidermophyton</i> spp	<i>Penicillium</i> spp	<i>Mucor</i> spp	<i>Aspergillus</i> spp
Hifas	Delgadas, septadas, ramificadas.	Escasas, delgadas y septadas.	Abundantes, hifas	Abundantes, Hifas gruesas y aceptadas.	Abundantes, hifas
Microconidios	regularmente ausentes	Ausentes	Abundantes	Abundantes	Abundantes
Macroconidios	4 septos, pared externa gruesa, rugosa, septos delgados en forma de cigarro	Macroconidios maduras	Abundantes	Abundantes	Abundantes
Otras características	Esporulación difícil	Esporulación difícil	Esporula fácilmente	Esporula fácilmente	Esporula fácilmente

4.3. MANIFESTACIONES DERMATOLÓGICAS REPORTADAS EN LOS PERROS DOMÉSTICOS CON DERMATOFITOSIS

De los 63 perros atendidos con sintomatología compatible con dermatofitosis, 30 resultaron ser positivos, de acuerdo a los análisis de laboratorio. De estos 30 paciente, 29 fueron diagnosticados con *Trichophyton* spp y uno solamente con *Epidermophyton* spp. Las manifestaciones dermatológicas en estos 30 casos fueron principalmente descamación, eritema, costras, alopecia diseminada y seborrea seca (Cuadro 8)

Cuadro 8. Manifestaciones dermatológicas reportadas en los perros con dermatofitosis.

Manifestaciones dermatológicas	Agente			
	<i>Trichophyton</i> spp		<i>Epidermophyton</i> spp	
	N°	%	N	%%
Descamación	28	93.33	1	3.33
Eritema	21	70	1	3.33
Costras	19	63.33	0	0
Alopecia diseminada	16	53.33	0	0
Seborrea seca	15	50	0	0
Prurito	14	46.66	1	3.33
Alopecia irregular (no circular)	11	36.66	0	0
Lesión con aspecto de rasurado	3	10	0	0
Foliculitis	3	10	0	0
Liquenificación	3	10	0	0
Alopecia circular focal	2	6.66	1	3.33
Inflamación	1	3.33	0	0
Pápulas	1	33.33	0	0
Pelo quebradizo/roto	1	3.33	0	0

De acuerdo a los datos obtenidos de las hojas clínicas de cada paciente atendido, las manifestaciones dermatológicas con una alta frecuencia fue la descamación 93.33 %, en menor (eritema, costras, prurito, seborrea seca, alopecia diseminada y alopecia irregular) 36,67-70 % y una baja manifestación (alopecia circular focal, aspecto de

rasurado, foliculitis etc.) 0-10%. Los resultados se exponen en el cuadro ocho y se grafican en la figura dos.

4.4. FRECUENCIA DE DERMATOFITOSIS DE ACUERDO A LA EDAD

Se consideraron los datos referentes a la edad de las historias clínicas de cada uno de los pacientes, dichos datos se expresan en el cuadro nueve y figura tres, y se aprecia que el mayor número de pacientes con altas sospechas de dermatofitos fueron cachorros en 30 casos, seguido de caninos Geriátricos con 21 casos y finalmente 12 casos en adultos.

Cuadro 9. Frecuencia de acuerdo a la edad.

Grupos etáreos	Pacientes sospechosos	Pacientes con diagnóstico de dermatofitosis	%
Cachorros (0-1 año)	30	13	47.62
Adulto (1-6 años)	12	7	19.05
Geriátrico (7-14 años)	21	10	33.33
Total	63	30	100

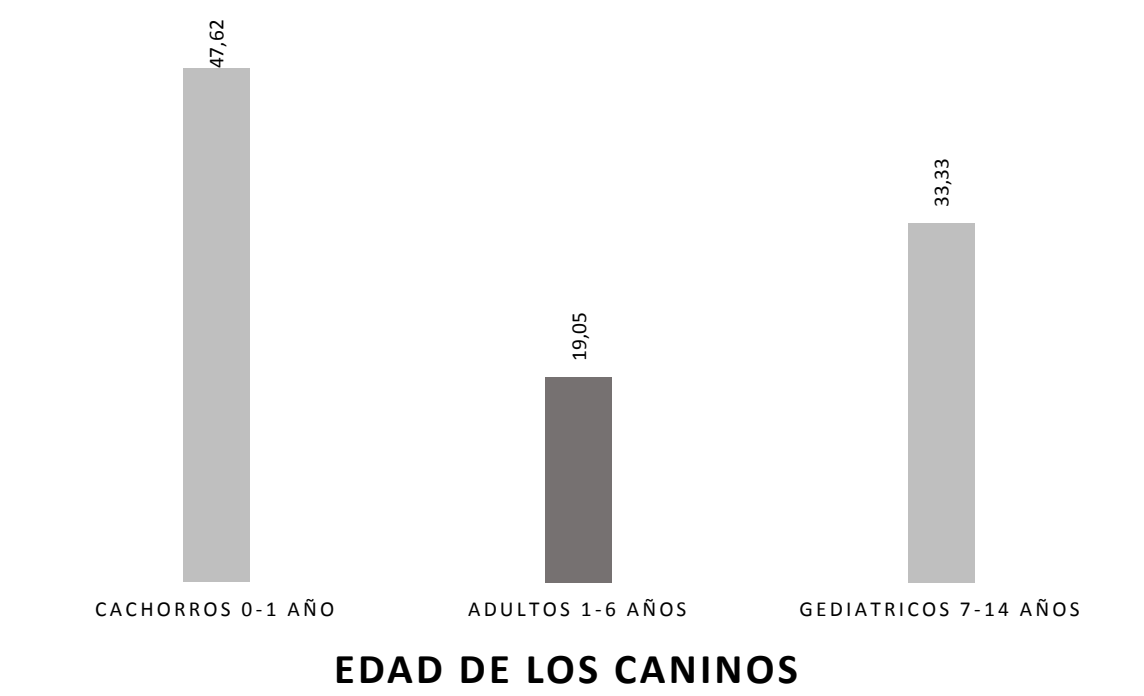


Figura 3. Porcentaje de frecuencia según la edad.

4.5. FRECUENCIA DE DERMATOFITOSIS ACUERDO A LA PROCEDENCIA.

Se determinó la procedencia de los 63 casos atendidos mediante los datos tomados de las hojas clínicas dermatológicas llenadas durante el periodo de la investigación.

Cuadro 10. *Frecuencia de acuerdo a su procedencia.*

Procedencia	Pacientes sospechosos	Pacientes con diagnóstico de dermatofitosis	%
Loja	62	29	98.42
Catamayo	1	1	1.58
Total	63	30	100

Fuente: construcción propia del autor.

Para esta variable se tomó los datos de cada una de las historias clínicas de los pacientes atendidos y se procedió a verificar su procedencia, los resultados se exponen en la cuadro 10 y figura 4. Se observa que el mayor porcentaje de pacientes con lesiones dermatológicas procedían de la ciudad de Loja con 62 pacientes y un (1) caso del cantón Catamayo.

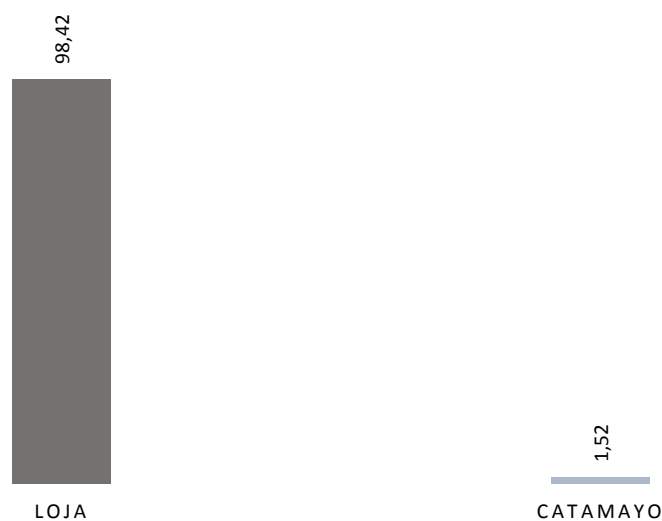


Figura 4: *Porcentaje según su procedencia.*

4.6. FRECUENCIA DE DERMATOFITOSIS DE ACUERDO A LA RAZA

Se registró un total de 14 razas de caninos atendidos con problemas dermatológicos, sospechosos a dermatofitosis.

Cuadro 11: *Frecuencia de acuerdo a la raza*

RAZA	Pacientes sospechosos	Pacientes con diagnóstico de dermatofitosis	%
Mestizo	24	12	38.10
Caniche	7	4	11.11
Pit Bull	7	3	11.11
Cocker	2	2	3.17
Pastor Alemán	3	1	4.76
Beagle	2	1	3.17
Teckel	4	1	6.35
Bull Terrier	2	1	3.17
Bull Dog Ingles	2	1	3.17
Pug	1	1	1.59
Schnauzer	6	2	9.53
Husky Siberiano	1	0	1.59
Doberman Pinscher	1	1	1.59
Labrador	1	0	1.59
Total	63	30	100

Como se puede observar en el cuadro 11 y figura 5 se dio un alto número en pacientes mestizos con 24 casos, en menor el caniche 7, Pit Bull 7, Schnauzer 6, y con baja incidencia Pug 1, Husky siberiano 1, Doberman pinscher 1, Labrador 1.

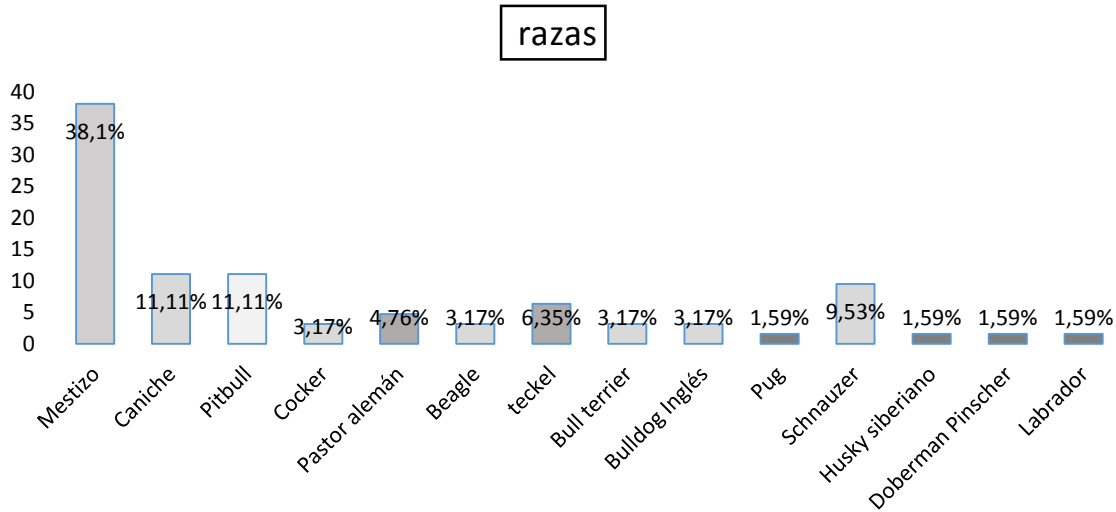


Figura 5. Porcentaje según la prevalencia de acuerdo a la raza.

4.7. FRECUENCIA DE DERMATOFITOSIS DE ACUERDO A LA REGIÓN TOPOGRÁFICA DEL CANINO MÁS AFECTADA

Para esta variable se procedió a recoger la información de las hojas clínicas dermatológicas llenadas indicando las diferentes zonas afectadas por los dermatofitos. Los resultados se exponen en el cuadro 12 y se grafican en la figura 6.

Cuadro 12. Identificar la región topográfica del canino más afectada.

ZONA AFECTADA	Pacientes con diagnóstico de dermatofitosis	%
Cabeza y cuello	17	26,98
Región torácica/abdominal/pélvica	28	44,44
Extremidades anteriores	3	4,76
Extremidades posteriores	8	12,69
Más de una región	1	1,58

El cuadro 12 y figura 6 muestra las zonas mayormente afectadas del cuerpo de los 63 caninos atendidos, dando una alta cantidad en la Región torácica/abdominal/pélvica (28), en menor se dio Cabeza y cuello (17), Y en un bajo índice fueron: Extremidades posteriores (8)

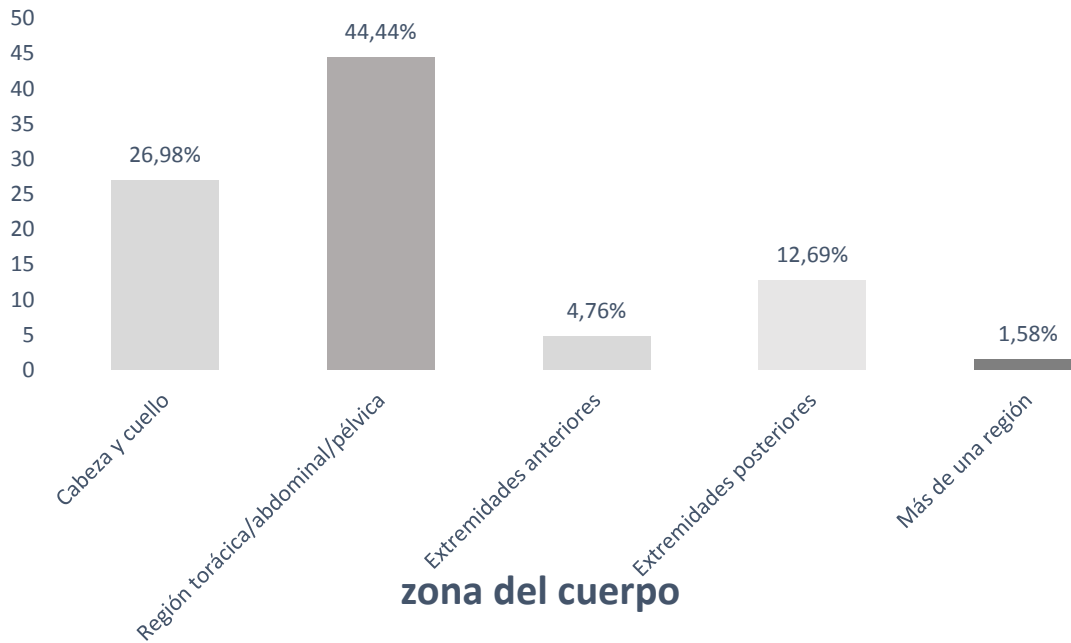


Figura 6: *Porcentaje según la prevalencia de acuerdo a la zona afectada del cuerpo.*

4.8. FACTORES ASOCIADOS A DERMATOFITOSIS EN CANINOS ATENDIDOS EN EL HOSPITAL DOCENTE VETERINARIO

De las variables incluidas en el presente estudio, la edad y la zona topográfica afectada, estuvieron asociadas a la presencia de dermatofitosis ($p < 0,05$). A pesar de estos resultados, el análisis de regresión logística permitió determinar solamente que el riesgo de padecer dermatofitosis disminuye en las zonas de cabeza y cuello; y, tronco del animal (97% y 86%, respectivamente) (Cuadro 13).

Cuadro 13. Análisis de regresión logística

Variables independientes	Diagnóstico de dermatofitosis		Valor de p		OR (IC 95%)
	No	Si	Chi cuadrado	Test de Fisher	
Procedencia			-	0,47	
Catamayo	0	1			
Loja	33	29			
Edad			0,04*	-	
Cachorros	16	14			0,98 (0,25-3,78)
Adulto	8	5			1,32 (0,34-5,07)
Geriátrico	9	11			--
Raza			-	0,79	
Mestizos	14	10			
Dolicocéfalos	14	15			
Braquicéfalos	5	5			
Zona			-	8.56e-05*	
Cabeza y cuello	14	2			0,03 (0,00-0,12)
Tórax/abdomen/pelvis	15	10			0,14 (0,04-0,15)
Miembro anterior	0	0			--
Miembro posterior	0	1			1 (0,26-3,84)
Más de una región	4	17			--
Total	33	30			

*Valores significativos

5. DISCUSIÓN

5.1. DIAGNÓSTICO DE DERMATOFITOSIS EN PACIENTES ATENDIDOS EN EL HOSPITAL DOCENTE VETERINARIO

La presente investigación, tuvo como finalidad determinar la presencia de dermatofitos en pacientes atendidos en el Hospital Docente Veterinario César Augusto Guerrero de la Universidad Nacional de Loja, con los datos obtenidos se pudo tener un conocimiento de los dermatofitos a los cuales se exponen los caninos, y que representan un riesgo para la salud del paciente y personas con un sistema inmune deficiente, debido que estas micosis superficiales contaminan también al hombre (Celi, 2013).

Un estudio realizado por Willard (1990) reportan dermatofitos con parasitación del pelo del tipo ectotrix y endothrix, lo cual fue corroborado en el presente trabajo, encontrando 14 casos positivos (6 endothrix y 8 ectotrix), esto se debe a que los dermatofitos afectan a la piel, cabello y garras, alimentándose de tejidos queratinizados.

Del total de muestras analizadas (63), sólo 30 fueron positivas a dermatofitos. Los agentes etiológicos identificados en el estudio fueron: *Trichophyton* spp (46,03%) y el menos frecuente *Epidermophyton* spp (1,59%). En un estudio realizado en (México) por Orellana (2003), aisló a *T. rubrum* en un 32.5%, sugiriendo a ambos (*Trichophyton* y *Microsporum*) como la principal y segunda causa de las dermatofitosis en caninos, respectivamente.

Sin embargo estos datos difieren de otros trabajos en donde el *Microsporum canis* tiene una mayor incidencia con el 98.3% (Silva, Thomson, Maier, & Anticevic, 2003), Seker & Dogan (2011) lo aislaron en el 57,1%.

Armijos (2012) aisló en personas del barrio Tierras Coloradas de la ciudad Loja *Trichophyton rubrum* en un 35% y *Trichophyton mentagrophytes* en un 33% lo cual tiene relación con la investigación debido que los pacientes con mayor consulta eran perros mestizos procedentes de barrios alejados de la ciudad y mal cuidados, lo que predispone a la contaminación.

El otro porcentaje de las muestras obtenidas (52,83%) se identificó contaminantes saprófitos como son: *Penicillium* spp (19.05%), *Mucor* spp (7.93%), *Aspergillus* spp (6.35%), candidiasis (1.59%) y por último otro agente patógeno de la piel *Demodex canis* en un 17.46%.

En relación a la edad de los caninos el mayor número de pacientes con altas sospechas de dermatofitos fueron cachorros con 47.62%, lo que coincide con lo reportado por Moriello y DeBoer (1991) y Mueller (2000), quienes señalaron que los animales jóvenes presentan mayor predisposición a contraer dermatofitosis, asimismo una gran porcentaje de pacientes afectados correspondieron al grupo de caninos geriátricos, ocupando el segundo lugar (33,33%), los caninos afectados en menor medida fueron adultos (19.05%).

Esto se debe que los cachorros, no eran bien alimentados, lugar donde dormían estaba sucio, húmedo y sus cuidados deplorables de igual forma en los geriátricos y adultos. Como los describe (Baliero, 2002) que entre las 4 y las 12 semanas, el cachorro atraviesa un periodo crucial en términos de inmunidad. La inmunidad transmitida por la madre a través de la primera leche (calostro) disminuye gradualmente mientras que las propias defensas del cachorro aún no son óptimas.

En cuanto al análisis de regresión logística determino que hay un porcentaje de 0,32% de que contraigan la enfermedad los perros de edad adulta lo que no concuerda con la investigación ya que los cachorros fueron mayormente afectados sin embargo (Granjeno, 2013) identifica dermatofitos en perros menores de un año (3 casos) y adultos de 3 años (2 casos) teniendo similitud con el analisis logistico otro factor es el bajo número de muestras obtenidas.

Se observó que el mayor porcentaje de pacientes con lesiones dermatológicas procedían del Cantón Loja con 62 caninos y un caso del cantón Catamayo de los cuales fueron en su mayoría positivos a dermatofitosis esto se debe a que estas micosis superficiales predominan en zonas con climas húmedos tropicales, cálidos. Como lo es Loja cálido y templado.

Se determinó la presencia de dermatofitos de acuerdo a la raza teniendo como resultado un alto número en pacientes mestizos con 38.10%, en menor medida

Caniche, Pit Bull (11,11% en ambos casos) y Schnauzer (9.53%) y con baja incidencia Pug, Doberman pinscher, Labrador (1.59% en los tres casos). Estos resultados se asemejan a lo investigado por Cruz (2012) reportando en la raza Caniche 8%-10% y mestizos 21%-28%, una de las causas más importantes estarían en relación a su pelaje largo debido a la humedad que mantienen, y además, a la mala calidad de vida que les brindan los propietarios.

Las zonas mayormente afectadas del cuerpo de los 63 caninos atendidos se dio Región torácica/abdominal/pélvica con (44,44%), Cabeza y cuello (26%), y Extremidades posteriores (12,69). Dicho estudio se asemeja con Alvarez, M., & Caicedo, L. (2001), reportaron que la zona mayormente afectada se dio en el Región torácica/abdominal (32,4%) y (17,6 %) en mas de dos sitios.

6. CONCLUSIONES

Se determinó la presencia de hongos dermatofitos en 30 de 63 muestras analizadas, identificando de acuerdo a su género *Trichophyton* (29/63) y *Epidermophyton* (1/63).

En el 46.7% de los casos positivos a dermatofitos se observó parasitación de pelo en el examen directo con Hidróxido de Potasio (KOH) al 10% y el 53.3% negativo. El tipo de parasitación observado en los hongos del género *Trichophyton* fueron endotrix (20%) y ectotrix (26.7%).

La probabilidad que la dermatofitosis en caninos está asociada a la presencia de, descamación muy común al momento de diagnosticar, la cual se dio en el 96.67% de los pacientes atendidos. Otro signo clínico significativo fue la presencia de Eritema en un 73.33% de los caninos, seguido de costras con 63.33%, alopecia diseminada 53.33% y alopecia irregular 36.67. Las demás lesiones se presentaron en menor porcentaje de igual manera se confirmó la presencia de estas micosis cutáneas en pacientes menores de 0-1 año de vida.

De igual forma 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.

El mayor número de pacientes con dermatofitos fueron caninos mestizos debido a la calidad de alimento, lugar de la vivienda y desinterés en el cuidado de los propietarios.

7. RECOMENDACIONES

Realizar pruebas de laboratorio de 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.

Concientizar a los propietarios en el cuidado de sus mascotas en cuanto a su higiene, alimentación y lugar de vivienda para evitar enfermedades futuras.

8. BIBLIOGRAFÍA

- Aiello, S. E. (2000).** *El Manual Merck de Veterinaria 5a ed.* ESPAÑA: Editorial Océano.
- Alvarez, M., & Caicedo, L. (2001).** Dermatofitos en perros de Cali, Colombia. *Universidad del Valle, Cali, Colombia*, 128-131. <https://www.revistabiomedica.org/index.php/biomedica/article/viewFile/1100/1215>
- Arenas, R. (2008).** *Micología Médica Ilustrada. Tercera edición.* México: McGraw-Hill Interamericana.
- Ackerman, B. (2001).** The infundibulum is epidermal, not follicular. *Dermatopathology: pract & concep* 7, 396-398.
- Bailey, & Scott. (2009).** *Diagnóstico Microbiológico Ed 12va.* Argentina: Editorial Panamericana.
- Balazs, V. (30 de SEPTIEMBRE de 2014).** *Dermatofitosis. ¿Por qué hay tantos errores en su diagnóstico?* <https://www.vetpraxis.net>
- Banks, W. (1993).** *Applied Veterinary Histology.* (3 ed.). Texas: Mosby Year Book.
- Basualdo, A., & Coto, C. (1996).** Microbiología biomédica. *Bacteriología, Micología, Virología, Parasitología e Inmunología.*, p. 441-467.
- Birchard, S., & Sherding, R. (1996).** *Manual Clínico de pequeñas especies.* México: McGraw Hill – Interamericana.
- Bonifaz, A. (2010).** *Micología Médica Básica. 3ra Ed.* México.: Editorial McGraw Hill Interamericana.
- Castellanos, G. C., Rodríguez, G., & Iregui, C. A. (2005).** Estructura histológica normal de la piel del perro. *Revista de Medicina Veterinaria*(10), 109-122.
- Palacio, A. (2002).** Tratamiento actual de las dermatofitosis. *Revista Iberoamericana de Micología*(19), 68-71.
- Casillas, M. (1990).** Estudio epizootiológicode las dermatofitosis en perros y gatos. *Clinica Veterinaria De Pequeños Animales*, 59-65. <https://ddd.uab.cat/pub/clivetpeqani/11307064v10n4/11307064v10n4p201.pdf>
- Casillas, M., Perea, A., Hermoso, M., Miranda, A., Carranza, J., Arenas, A., & Maldonado, A. (1990).** Estudio epizootiológico. *Clinica Veterinaria De Pequeños Animales*, 10(4), 59-65.
- Casillas, P. H. (1990).** Estudio epizootiológico. *CUNICA VETERINARIA*, 60.
- Castellanos, G., Rodríguez, G., & Iregui, C. (2005).** Estructura histológica normal de la piel del perro. *Revista de Medicina Veterinaria*(10), 109-122.
- Celi, P. (2013).** *Identificación de dermatofitos en pacientes atendidos en el Hospital de Brigada n°7 de la ciudad de Loja en el periodo de noviembre 2011 a noviembre de 2012.* Loja: Universidad Nacional de Loja.
- CFSPH. (22 de diciembre de 2005).** *(The Center for Food Security & Public Health, US); Institute for International.* Obtenido de (The Center for Food Security &

- Public Health, US); Institute for International :
<http://www.cfsph.iastate.edu/Factsheets/pdfs/dermatophytosis.pdf>
- Foster, A., & Foil, C. (2008).** *Manual de dermatología en pequeños animales y exóticos 2º ed.* España: Ediciones S.
- Foster, A., & Foil, C. (2012).** *Manual De Dermatología En Pequeños Animales Y Exóticos 2da Ed.* Barcelona, España: Lexus.
- García, J. (Octubre/Diciembre 1991).** Clínica Veterinaria De Pequeños Animales. *Diagnóstico de las dermatofitosis en el perro*, 219-226.
- Granjeno, C. E. (2013).** Prevalencia de Dermatomicosis en perros en el área urbana de Cuernavaca, México. 1-5. Obtenido de <http://www.ejournal.unam.mx/rvm/vol31-02/RVM31213.pdf>
- Harvey, R., & McKeever, P. (2001).** *Manual Ilustrado de Enfermedades de la piel en perro y gato.* USA: Grass.
- Koneman. (2006).** *Koneman. Diagnóstico microbiológico Edición: 6ª.* Argentina: Editorial Médica Panamericana.
- 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).** *Journal of Medical and Veterinary Mycology. Fungal flora of the hair coat of cats with and without dermatophytosis*, p. 285–292.
- Mueller, R. (2000).** *Dermatology for the Small Animal Practitioner.* USA: Teton NewMedia.
- 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. <http://www.ejournal.unam.mx/rvm/vol31-02/RVM31213.pdf>
- 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, Centro América.* Tesis. Lic. en Medicina Veterinaria y Zootecnia. San Salvador: Universidad Salvadoreña Alberto Masferrer. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia.
- Pol, G., & Brazis, P. (2011).** Los errores más habituales en la toma de muestras en dermatología. *Argos Portal Veterinaria.* Obtenido de <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.* Obtenido de A survey of dermatophytosis in animals in Madras, India.: <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pubmed/9691501>
- Reyes, O. E. (2013).** *Manual de Micología Veterinaria* (1 ed.). (L. Morejón , Ed.) Managua, Nicaragua: Universidad Nacional Agraria.
- 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.* El Salvador: Universidad de El Salvador. Tesis. Lic. en Laboratorio Clínico. San Salvador, SV.
- Rodríguez, G. (2004).** *Glosario ilustrado de dermatología y dermatopatología.* Bogotá: Unibiblos Universidad Nacional de Colombia.
- Sarmiento, C., & Trujillo, M. (2006).** *Estandarización e implementación de las técnicas en el diagnóstico clínico de micosis cutáneas en el Laboratorio de Microbiología de la Pontificia Universidad Javeriana.* Bogota: Pontificia Universidad Javeriana.
- Scott, D., Miller, W., & Griffin, C. (2001).** *Small Animal Dermatology* (6 ed.). Philadelphia: W.B Saunders Co.
- Seker, E., & Dogan, N. (2011).** Isolation of dermatophytes from dogs and cats with suspected dermatophytosis in Western Turkey. *EL Sevier*, Pages 46-51. Obtenido de <https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S0167587710003260?via%3Dihub>
- Saenz, F. J. (2001).** revista Iberoamericana de Micología. *Identificación de hongos dermatofitos*, 12-4. Obtenido de <http://www.guia.reviberoammicol.com/Capitulo12.pdf>
- Silva, V., Thomson, P., Maier, L., & Anticevic, S. (2003).** Infección y colonización por dermatofitos en cánidos del área sur de Santiago, Chile. *Iberoam Micol*, p 1-4. Obtenido de <https://es.scribd.com/document/186430483/Articulo-dermatofitos>
- Villiers, E., & Blackwood, L. (2012).** *Manual de diagnóstico de laboratorio en pequeños animales.* Barcelona, España: LEXUS.
- Virga, V. (2003).** Behavioral dermatology. *Vet Clin Small Anim.*
- C. Viguí, A. P. (2009).** Dermatofitos transmitidos por animales. *Acta bioquímica clínica latinoamericana*, 1-8.
- Wilkinson, G. T., & Harvey, R. G. (1996).** *Texto y Atlas De Dermatología De Pequeños Animales 3ra Ed.* Elsevier: España.
- Willard, J. (1990).** *Micología Médica. 3ra Ed.* USA: Edición McGraw Hill.
- Willemse, T., Rafel, P. G., & Caube, L. F. (1992).** *Dermatología clínica de perros y gatos Ediciones Científicas y Técnicas.* España: Científicas y Técnicas S. A.

9. ANEXOS

Foto 1: *Recolección de muestras de pacientes atendidos en el Hospital Veterinario de la Universidad Nacional de Loja.*



Foto 2: *Preparación del Agar Sabouraud.*



Foto 3: Siembra de las muestras, incubación en la estufa.



Foto 4: Crecimiento de los cultivos



Foto 5: *Tricograma* y agente *Trichophyton*.

