

**UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN CRISTÓBAL
DE HUAMANGA**

FACULTAD DE CIENCIAS BIOLÓGICAS

ESCUELA PROFESIONAL DE BIOLOGÍA



TESIS:

**Hongos dermatofitos aislados del pelaje de *Canis lupus familiaris* “perro” y *Felis catus* “gato” sin lesiones dérmicas,
Ayacucho 2019**

Para optar el título profesional de:
BIÓLOGO, ESPECIALIDAD: MICROBIOLOGÍA

PRESENTADO POR:
Bach. Abednego Henry QUISPE GOMEZ

ASESOR:
Dr. Serapio ROMERO GAVILÁN

AYACUCHO - PERÚ

2024

Con todo el afecto del mundo a mis
padres, a mi hija Ivana, hermanos
y familia.

Henry.

AGRADECIMIENTO

A la Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga, por brindarme la oportunidad de crecer académicamente y avanzar en mi formación profesional.

A la Facultad de Ciencias Biológicas, por el conocimiento impartido y el apoyo brindado durante mi trayectoria como futuro profesional en Biología.

Al Dr. Serapio Romero Gavilán, mi asesor, por su orientación, paciencia y valiosos consejos, que hicieron posible la elaboración y culminación de esta investigación.

A los ciudadanos que colaboraron, permitiendo el acceso y las facilidades necesarias para el muestreo de sus mascotas.

ÍNDICE GENERAL

	Pág.
DEDICATORIA	ii
AGRADECIMIENTO	iii
ÍNDICE GENERAL	iv
ÍNDICE DE TABLAS	vi
ÍNDICE DE ANEXOS	vii
RESUMEN	viii
ABSTRACT	ix
I. INTRODUCCIÓN	1
II. MARCO TEÓRICO	3
2.1. Antecedentes	3
2.1.1. Antecedentes internacionales	3
2.1.2. Antecedentes nacionales	5
2.1.3. Antecedentes regionales	6
2.2. Marco conceptual	7
2.2.1. Dermatófito	7
2.2.2. Perro	7
2.2.3. Gato	7
2.2.4. Lesiones dérmicas	7
2.3. Bases teóricas	8
2.3.1. Los hongos y sus características fundamentales	8
2.3.2. Dermatófitos	8
2.3.3. Dermatófitosis	9
2.3.4. Etiología y taxonomía	9
2.3.5. Descripción de los géneros de dermatofitos	10
2.3.6. Infecciones de la piel	11
2.3.7. Levaduras	11
2.3.8. De acuerdo con su hábitat natural	11
2.3.9. Dermatófitosis factores predisponentes	12
2.3.10. Patogénesis	13
2.3.11. Manifestaciones dermatológicas de la dermatofitosis	13
2.3.12. Pruebas de laboratorio para el diagnóstico de la dermatofitosis	14
III. MATERIALES Y METODOS	17
3.1. Ubicación de la zona de estudio	17

3.2.	Población y muestra	17
3.2.1.	Población	17
3.2.2.	Unidad de muestreo	17
3.2.3.	Tamaño de muestra	17
3.2.4.	Selección de muestra	17
3.3.	Criterios de la investigación	18
3.3.1.	Criterios de inclusión	18
3.3.2.	Criterios de exclusión	18
3.4.	Proceso recolección de datos	18
3.4.1.	Solicitud de autorización	18
3.4.2.	Toma de muestra	18
3.4.3.	Cultivo de la muestra	18
3.4.4.	Examen macroscópico	19
3.4.5.	Examen microscópico	19
3.4.6.	Microcultivo en portaobjetos	20
3.5.	Consideraciones estadísticas	21
IV.	RESULTADOS	22
V.	DISCUSIÓN	28
VI.	CONCLUSIONES	32
VII.	RECOMENDACIONES	33
VIII.	REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	34
	ANEXOS	38

ÍNDICE DE TABLAS

	Pág.
Tabla 1. Clasificación de los dermatofitos según su nicho ecológico nicho.	12
Tabla 2. Distribución porcentual de casos de dermatofitos en perros y gatos sin lesiones dérmicas, Ayacucho 2019.	23
Tabla 3. Distribución porcentual de dermatofitos en perros sin lesiones dérmicas, con relación a la higiene. Ayacucho 2019.	24
Tabla 4. Distribución porcentual de dermatofitos en gatos sin lesiones dérmicas con relación a la higiene. Ayacucho 2019.	25
Tabla 5. Distribución porcentual de géneros de dermatofitos aislados a partir del pelaje de perros y gatos sin lesiones dérmicas. Ayacucho 2019.	26
Tabla 6. Distribución porcentual de dermatofitos según el lugar de permanencia de los perros y gatos. Ayacucho 2019.	27

ÍNDICE DE ANEXOS

	Pág.
Anexo 1. Características macroscópicas y microscópicas de las colonias de los diferentes géneros de hongos dermatofitos hallados en pelaje de <i>Canis lupus familiaris</i> “perro” y <i>Felis catus</i> “gato” sin lesiones dérmicas Ayacucho 2019.	39
Anexo 2. Consentimiento informado.	41
Anexo 3. Ficha de registro de datos.	42
Anexo 4. Matriz de consistencia.	43

RESUMEN

El propósito del estudio de investigación, no experimental descriptivo-transversal, se realizó para conocer e identificar los dermatofitos en el pelaje de 30 perros y 30 gatos domésticos de diferentes razas sin lesiones dérmicas, del distrito de Ayacucho. Las muestras recolectadas con el método de Mariat y Tapia (tapis de cuero de ovino estéril), se tomaron por la parte dorsal y ventral por frotamiento ya sea al gato o al perro, cada tapis se sembró por impronta a las placas de petri conteniendo agar Sabouraud más cloranfenicol, luego se incubaron a 25°C de 5 a 7 días o hasta por 15 días; anotando las características macroscópicas de las colonias en el laboratorio de Epidemiología y Micología – Área de Microbiología. La identificación microscópica se realizó por microcultivo, cuyo resultado muestra que, el 23,33% (7) de perros y 16,67% (5) de los gatos fueron positivos a los dermatofitos, el 23,33% (7) de perros positivos a dermatofitos no son higienizados, mientras que, el 3,33% (1) de los gatos son higienizados y 13,33% (4) no. Entre los dermatofitos *Microsporum* sp. se aislaron un 57,14% (4) en perros y 40% (2) en gatos y para *Trichopyton* sp. se aislaron un 42,86% (3) en perros y 60% (3) en gatos y se encontraron en un 10% (1) de perros y 10% (1) de gatos que habitan exclusivamente la casa; mientras que se encontraron 13,33% (4) de perros y el 6,67% (2) de gatos que habitan exclusivamente en el patio.

Palabras clave: Dermatofitos, dermatofitosis, *Canis lupus familiaris* y *Felis catus*.

ABSTRACT

The purpose of the non-experimental descriptive-cross-sectional research study was carried out to know and identify dermatophytes in the fur of 30 dogs and 30 domestic cats of different breeds without dermal lesions, from the district of Ayacucho. The samples collected with the Mariat and Tapia method (sterile sheep leather tapis) were taken from the dorsal and ventral side by rubbing either the cat or the dog. Each tapis was sown by imprinting on petri dishes containing Sabouraud agar plus chloramphenicol, then they were incubated at 25°C for 5 to 7 days or up to 15 days; noting the macroscopic characteristics of the colonies in the Epidemiology and Mycology laboratory – Microbiology Area. Microscopic identification was carried out by microculture, the result of which shows that 23.33% (7) of dogs and 16.67% (5) of cats were positive for dermatophytes, 23.33% (7) of dogs positive for dermatophytes are not sanitized, while 3.33% (1) of cats are sanitized and 13.33% (4) are not. Among the dermatophytes *Microsporum* sp. 57.14% (4) were isolated in dogs and 40% (2) in cats and for *Trichopyton* sp. 42.86% (3) were isolated in dogs and 60% (3) in cats and they were found in 10% (1) of dogs and 10% (1) of cats that exclusively inhabit the house; while 13.33% (4) of dogs and 6.67% (2) of cats were found that live exclusively in the yard.

Keywords: Dermatophytes, dermatophytosis, *Canis lupus familiaris* and *Felis catus*.

I. INTRODUCCIÓN

El presente trabajo de investigación está referida al tema de Dermatofitos que se puede definir como mohos (un tipo de hongos) que necesitan la proteína queratina de la piel, pelos y uñas para alimentarse; a través del contacto con animales de compañía que habitan en la casa como los perros (*Canis lupus familiaris*) y gatos (*Felis catus*), que generalmente se encuentran en el pelaje de estos animales. la infección cutánea causada afecta a personas de cualquier edad. Los hongos que provocan Dermatofitosis se desarrollan generalmente en áreas cálidas y húmedas del cuerpo. Los Dermatofitos causan micosis cutánea, siendo principalmente la causante de infecciones fúngicas más comunes a nivel mundial, lo que convierte a este grupo de enfermedades de gran importancia para la salud pública; afectando mayormente a ancianos, recién nacidos, infantes e inmunocomprometidos.

Teniendo como característica principal que la mayoría de las dermatofitosis zoonóticas son causadas por *Microsporum*, *Trichophyton* y *Epidermophyton*.

Para analizar esta problemática es necesario mencionar que la presencia de estos hongos (Dermatofitos), en el pelaje de animales de compañía no necesariamente son notorias o hayan iniciado la infección en el animal para notar la presencia, sino realizar estudios que verifiquen si los animales de compañía son portadores de estos hongos.

Los hongos se encuentran en una variedad de entornos, especialmente en condiciones cálidas y húmedas, y se propagan a través de esporas capaces de sobrevivir incluso en condiciones adversas. Algunas personas pueden ser sensibles a los hongos debido a las toxinas que liberan, y su exposición puede provocar síntomas como irritación ocular y cutánea, así como congestión nasal. Estos síntomas pueden agravarse en individuos que padecen alergias (Colquehuanca, 2013).

En los seres humanos, las infecciones por dermatofitos y micosis superficiales son afecciones cutáneas comunes y una causa frecuente de consulta dermatológica. Estos hongos, que descomponen la queratina de la piel para obtener nutrientes, pertenecen a tres géneros principales: *Microsporum*, *Trichophyton* y *Epidermophyton*. Según su hábitat, se clasifican en geofílicos, zoofílicos y antropofílicos (San Martín, 1993).

Los dermatofitos no solo causan enfermedades contagiosas en los animales, sino que también pueden transmitirse de estos a los humanos. En un paciente, la etiología no puede determinarse únicamente a partir de exámenes clínicos, por lo que es recomendable identificar el agente causal mediante análisis de laboratorio (Willemsse, 1992).

Los hongos dermatofitos pertenecientes a los géneros *Microsporum*, *Trichophyton* y *Epidermophyton*, junto con sus respectivas especies, son responsables de diversas infecciones cutáneas denominadas tiñas (Deacon, 1993).

La investigación tuvo el propósito de realizar pruebas de laboratorio para diagnosticar dermatofitos con el objetivo de describirlos aislándolos del pelaje de *Canis lupus familiaris* “perro” y *Felis catus* “gato” sin lesiones dérmicas, previa autorización informada a las personas que accedieron al muestreo de sus mascotas por método de Mariat y Tapia (tapis de cuero de ovino estéril). La cuantificación, se elaboraron tablas porcentuales según correspondió. La identificación de los géneros fúngicos se realizó considerando sus características tanto macroscópicas como microscópicas

Objetivo general

Describir los hongos dermatofitos aislados del pelaje de *Canis lupus familiaris* “perro” y *Felis catus* “gato” sin lesiones dérmicas.

Objetivos específicos

1. Identificar los hongos dermatofitos aislados del pelaje de *Canis lupus familiaris* “perro” sin lesiones dérmicas.
2. Identificar los hongos dermatofitos aislados del pelaje de *Felis catus* “gato” sin lesiones dérmicas.

II. MARCO TEÓRICO

2.1. Antecedentes

2.1.1. Antecedentes internacionales

Báez (2016), Se señala que el hongo *Microsporum canis* tiene una distribución global, posee carácter zoonótico y puede afectar tanto a humanos como a animales. Se considera que los gatos son los principales transmisores de este hongo hacia los humanos, ya que forman parte del grupo de animales domésticos o de compañía. Este estudio tuvo como objetivo determinar la prevalencia de *Microsporum canis* en gatos domésticos y analizar su transmisión a las personas con las que conviven. La investigación se llevó a cabo entre junio de 2012 y junio de 2013, recolectando muestras de 210 gatos, extrayendo una por cada individuo mediante el método de cepillado. Además, se obtuvieron 240 muestras de 169 convivientes que presentaban lesiones sospechosas de dermatofitosis. Las muestras se analizaron a través de examen directo y cultivo. De los gatos evaluados, 66 dieron positivo para *Microsporum canis*, 74 para otros dermatofitos y 70 no presentaron infección. Entre los gatos positivos para *M. canis*, el 68% eran asintomáticos y el 32% mostraban síntomas. En cuanto a los convivientes, 130 muestras (54%) fueron positivas para *Microsporum canis*, 80 correspondieron a otros dermatofitos y 30 no presentaron infección fúngica. Dentro de los casos positivos en humanos, las lesiones se localizaron en la piel (69 casos), las uñas (37 casos) y el cuero cabelludo (24 casos).

Macías (2022), llevó a cabo un estudio en la ciudad de Guayaquil para detectar la presencia de dermatofitos en perros y gatos atendidos en la veterinaria Ghost. La investigación incluyó el análisis de 114 muestras de piel, las cuales fueron examinadas directamente con hidróxido de potasio. Aquellas que resultaron positivas fueron cultivadas en agar Sabouraud e incubadas a 37°C durante 10 días. Los resultados indicaron que el 75% de los perros y el 81,63% de los gatos

estaban infectados con *Microsporum*, mientras que el 25% de los perros y el 18,37% de los gatos presentaban infección por *Trichophyton*. Este último agente fue identificado como el causante de lesiones caracterizadas por alopecia, escamas e hiperpigmentación en perros, mientras que en los gatos provocaba alopecia, erosión y pústulas.

Hernández (2017), llevó a cabo una evaluación sobre la presencia de dermatofitos en perros y gatos atendidos en la Veterinaria Municipal de Talca. Para ello, tomó 216 muestras mediante la técnica del cuadrado de moqueta de Mariat y Adan-Campos, de las cuales 76 correspondían a perros y 140 a gatos. Las muestras fueron procesadas en el laboratorio de Micología de la Facultad de Ciencias de la Salud de la Universidad de Talca, donde se sembraron en agar DTM y se incubaron a 25 °C durante tres semanas. Las colonias sospechosas de dermatofitos fueron posteriormente subcultivadas en agar Lactrimel. Los resultados evidenciaron una mayor prevalencia en gatos (18,5%) en comparación con los perros (7,8%). Además, se determinó que la especie más frecuente en perros fue *Microsporum gypseum*, mientras que en gatos predominó *Microsporum canis*.

Llusá (2021), Luis investigó el riesgo de contraer enfermedades zoonóticas ocupacionales, considerando que la medicina veterinaria es una de las profesiones con mayor contacto con animales. En Chile, actualmente no existe una base de datos específica sobre este tipo de enfermedades en el ámbito veterinario. Por esta razón, el estudio tuvo como objetivo identificar las zoonosis ocupacionales más relevantes en la medicina de animales de compañía, describir su frecuencia y evaluar el uso de elementos de bioseguridad por parte de los médicos veterinarios encuestados. Se recopilieron 115 respuestas, en las cuales se identificaron la rabia, la dermatofitosis y la brucelosis como las tres enfermedades zoonóticas más significativas en Chile. El 50% de los encuestados afirmó haber padecido alguna zoonosis ocupacional, siendo la sarna, la dermatofitosis y los ectoparásitos los más reportados. En cuanto al uso de elementos de protección personal (EPP), la mayoría de los profesionales afirmó emplearlos con frecuencia. Sin embargo, se encontró una asociación estadística entre la baja frecuencia en el uso de guantes y la prevalencia de zoonosis ocupacionales (OR: 2,9320; $p < 0,02$). Estos hallazgos resaltan la importancia del uso de EPP en la prevención de enfermedades zoonóticas en medicina

veterinaria. Además, evidencian la falta de interés en el gremio por las zoonosis ocupacionales, ya que continúan siendo persistentes en la profesión.

2.1.2. Antecedentes nacionales

Odiaga (2022), llevó a cabo un estudio con el propósito de determinar la frecuencia de dermatofitosis en perros y gatos atendidos en diversas clínicas veterinarias del distrito de Piura, entre enero y mayo de 2022. Se examinaron un total de 52 perros y 83 gatos con afecciones dermatológicas, abarcando distintas razas, sexos, edades y regiones anatómicas afectadas. Las muestras de pelo y costras se recolectaron de las áreas lesionadas y, tras un tratamiento con hidróxido de potasio al 20% durante cinco minutos, se sembraron en agar Sabouraud e incubaron a 27°C por una semana. Los resultados indicaron que, de las 135 muestras analizadas, 52 (38,52%) dieron positivo para dermatofitosis, con una mayor incidencia en gatos (76,92%) que en perros (23,08%). En cuanto a la distribución por sexo, se encontró que, en perros, el 58,33% de los casos correspondieron a machos y el 41,67% a hembras, mientras que, en gatos, el 67,5% fueron machos y el 32,5% hembras. Entre los dermatofitos aislados en perros, *Trichophyton rubrum* fue el más frecuente (41,67%), seguido de *Microsporum canis* (33,33%) y *Trichophyton mentagrophytes* (25%). En gatos, *Microsporum canis* predominó (65%), seguido de *Microsporum gypseum* (27,50%) y *Epidermophyton floccosum* (7,50%).

Por otro lado, Cabanillas y Arriaga (2017), llevaron a cabo un estudio en cinco clínicas veterinarias de la ciudad de Trujillo, donde examinaron 50 gatos de diferentes edades, sexos y razas que no presentaban signos visibles de dermatopatías. Las muestras se recolectaron mediante depilación en áreas como la cabeza, el cuello y los miembros anteriores. Posteriormente, se analizaron mediante observación microscópica con hidróxido de potasio al 20% y se cultivaron en agar Sabouraud. Los resultados indicaron que el 8% de las muestras fueron positivas en la observación directa, mientras que el 22% dieron positivo para *Microsporum canis* tras el aislamiento en cultivo.

Suni (2023), llevó a cabo un estudio en el laboratorio de análisis clínicos del Hospital Docente de la UNSA con el propósito de evaluar la prevalencia de dermatofitos y otros hongos patógenos entre enero y diciembre de 2019. De una población de 4,080 pacientes, se analizaron 594 muestras procedentes de individuos remitidos desde el consultorio externo de Dermatología. Las muestras fueron sometidas a examen micológico directo con hidróxido de potasio al 40% y

cultivo en agar Sabouraud glucosado. De las muestras procesadas, 541 resultaron positivas, determinando una prevalencia del 13,3% para dermatofitos y otros hongos. La mayor afectación se observó en adultos de 36 a 64 años (25,2%), seguidos de pacientes entre 18 y 35 años (20,3%), niños de 5 a 13 años (17,7%), adultos mayores de 65 años (15,0%) y adolescentes de 14 a 17 años (12,8%). En cuanto a la distribución por sexo, el 50,2% de los casos correspondió a mujeres y el 40,9% a hombres. Respecto a la localización de las lesiones, el 40,1% correspondió a *Tiña pedis*, el 20,5% a *Tiña corporis*, el 19,9% a *Tiña unguium*, el 8,2% a *Tiña capitis* y el 2,5% a *Tiña cruris*. En cuanto a la identificación de dermatofitos, el 99,0% de los casos fueron atribuidos a *Trichophyton spp.* y el 1,0% a *Epidermophyton spp.* Según la localización, el 45,7% de los casos de dermatofitos correspondieron a *Tiña pedis*, el 34,7% a *Tiña unguium*, el 18,6% a *Tiña corporis* y el 1,0% a *Tiña capitis*.

2.1.3. Antecedentes regionales

Adrianzen y Huamán (2019) realizaron una investigación en la localidad de Chiara – Ayacucho con el objetivo de detectar hongos dermatofitos en cuyes que presentaban lesiones cutáneas. Para ello, se eligió aleatoriamente una muestra de 100 animales, a los cuales se les obtuvieron muestras de piel mediante raspado y extracción de folículos pilosos. Estas se inocularon de inmediato en placas Petri con agar Sabouraud y luego fueron trasladadas al Laboratorio de Microbiología e Inmunología de la Escuela Profesional de Medicina Veterinaria, donde se incubaron por un máximo de 14 días. El análisis de los datos, considerando la zona corporal afectada, la categoría, el sexo y la línea genética, reveló que el 43% de los cuyes dieron positivo para dermatofitos ($p = 0,066$). De estos casos, el 72,09% correspondió al género *Trichophyton* y el 27,91% al género *Microsporum*. En cuanto a la distribución de las lesiones, se observó una mayor frecuencia en la región dorsal (37%), seguida por la zona ocular (23%), nasal/oral (19%) y otras partes del cuerpo (21%), sin diferencias estadísticas significativas. Asimismo, se encontró que el 53% de las hembras y el 47% de los machos resultaron positivos. Huamán (2019) desarrolló un estudio con el propósito de detectar dermatofitos en cuyes con lesiones cutáneas procedentes del Galpón Willy, situado en Chiara a 3,500 msnm, en Huamanga-Ayacucho. Se tomó una muestra aleatoria de 100 animales que presentaban alteraciones en la piel, de los cuales se recolectaron raspados y folículos pilosos para su evaluación. Estas muestras fueron inoculadas inmediatamente en placas Petri con agar Sabouraud, rotuladas y trasladadas al

Laboratorio de Microbiología e Inmunología de la Escuela Profesional de Medicina Veterinaria de la UNSCH para su cultivo e identificación. Los hallazgos mostraron que el 43% de las muestras resultaron positivas para dermatofitos ($P = 0,066$), con una distribución del 72,09% perteneciente al género *Trichophyton* y el 27,91% al género *Microsporum*. En cuanto a la localización de las lesiones, se observó una mayor prevalencia en la región dorsal (37%), seguida de la zona ocular (23%), nasal/oral (19%) y otras partes del cuerpo (21%), sin diferencias estadísticas entre ellas. Respecto a la categoría de los animales, la infección fue más común en los de recría (60%) que en los reproductores (40%). Dentro de estos grupos, la recría presentó un 47% de casos asociados a *Trichophyton* y un 14% a *Microsporum*, mientras que los reproductores mostraron un 26% y un 14%, respectivamente. Sobre el sexo, se determinó que el 53% de las hembras y el 47% de los machos estaban afectados, correspondiendo el 44% y 12% de las hembras a *Trichophyton* y *Microsporum*, y el 28% y 16% de los machos a los mismos géneros, sin evidenciarse diferencias significativas. En términos de líneas genéticas, la línea Perú presentó una mayor afectación (46%) en comparación con las líneas Andino (6%) e Inti (3%), con diferencias estadísticamente significativas. En conclusión, de los cuyes con lesiones cutáneas, solo el 43% resultó positivo a dermatofitosis, con un predominio del género *Trichophyton* y una mayor afectación en la línea genética Perú.

2.2. Marco conceptual

2.2.1. Dermatófito

Hongo con afinidad por la queratina (queratinofilia) y capacidad para parasitar el estrato córneo (queratinizado) de numerosas especies de vertebrados (Arenas, 2014).

2.2.2. Perro

Mamífero doméstico de la familia de los cánidos, de tamaño, forma y pelajes muy diversos, según las razas (Bonifaz, 2012).

2.2.3. Gato

Mamífero de la familia de los félidos, digitígrado, doméstico, de unos 50 centímetros de largo desde la cabeza hasta el arranque de la cola (Bonifaz, 2012).

2.2.4. Lesiones dérmicas

Acumulaciones de células epidérmicas muertas que se desprenden de la superficie de la piel (Arenas, 2014).

2.3. Bases teóricas

2.3.1. Los hongos y sus características fundamentales

Los hongos pertenecen al reino Fungi y se caracterizan por ser organismos eucariotas, ya que presentan una membrana nuclear claramente definida. Son aerobios, heterótrofos y, en general, carecen de movilidad. Pueden reproducirse tanto sexual como asexualmente, y su talo puede ser unicelular como en las levaduras o multicelular como en los mohos. Sus células se clasifican en somáticas, cuyos núcleos se dividen por mitosis, y reproductivas, con núcleos más grandes que se dividen mediante meiosis. Poseen mitocondrias, un sistema endomembranoso, dictiosomas o cuerpos cisternales (aparato de Golgi) y un retículo endoplasmático con quitina sintetasa, enzima responsable de producir quitina (N-acetilglucosamina), componente principal de su pared celular. Dicha pared está formada principalmente por quitina, además de glucanos y derivados de celulosa, lo que le da rigidez y cierta elasticidad debido a los glucopéptidos y proteínas de pequeño tamaño. Estos elementos son esenciales para su clasificación taxonómica y presentan propiedades antigénicas. En cuanto a su nutrición, pueden alimentarse de manera saprofita, absorbiendo nutrientes de materia orgánica muerta o en descomposición, o actuar como parásitos al obtener sustancias de organismos vivos. (Arenas, 2014).

2.3.2. Dermatofitos

Son un conjunto de hongos estrechamente vinculados que pueden afectar tejidos queratinizados, como la piel, cabello y las uñas, causando infecciones en humanos y animales conocidas como dermatofitosis o tiñas. La infección suele ser superficial, afectando únicamente las capas cornificadas de la piel, ya que estos hongos no pueden invadir tejidos profundos ni órganos en hospederos con un sistema inmunológico competente. La gravedad de la infección causada por estos hongos puede ir de leve a severa, dependiendo de la respuesta del hospedero a los metabolitos de los dermatofitos, la virulencia de la cepa infectante, la ubicación anatómica afectada y los factores locales que favorecen la infección. Los dermatofitos constituyen un grupo de hongos filamentosos pertenecientes a los géneros *Microsporum*, *Trichophyton* y *Epidermophyton*. Se distingue por: a) su queratinofilia, es decir, su afinidad por crecer en la queratina, una escleroproteína insoluble presente en la piel y sus anexos, y b) su actividad queratolítica, que les permite producir enzimas llamadas queratinasas, esenciales para descomponer y utilizar la queratina como fuente de nutrientes (Arenas, 2014).

2.3.3. Dermatofitosis

También denominadas tiñas, tineas, dermatoficias, epidermoficias o epidermofitosis, estas son infecciones micóticas superficiales producidas por hongos queratinofílicos que comprometen la capa córnea de la piel y sus anexos. La gravedad del cuadro depende de la cepa, de la especie fúngica involucrada y de la susceptibilidad del huésped (Bonifaz, 2012; Willard, 1990).

Las dermatofitosis son infecciones causadas por hongos queratinófagos pertenecientes a los géneros *Microsporum*, *Trichophyton* y *Epidermophyton*, los cuales no forman parte de la flora normal de la piel. Estos microorganismos pueden comprometer la piel y sus anexos, como el cabello y las uñas. Dependiendo de su ubicación, la infección puede manifestarse con alteraciones en el cabello, engrosamiento de las uñas o la aparición de placas con enrojecimiento, descamación y bordes activos (Arenas, 2014).

La etiología de la dermatofitosis está experimentando cambios desde el punto de vista sistemático. Anteriormente, estos hongos se clasificaban dentro del grupo de los hongos imperfectos, ya que no producían esporas sexuales. Sin embargo, actualmente se ha identificado que algunos géneros si las generan de los Ascomycetos. La mayoría de las especies conocidas pertenecen al género *Trichophyton* (Carvalhoes de Oliveira, 1999).

2.3.4. Etiología y taxonomía

Especies diversas de *Microsporum*, *Trichophyton* y la especie *Epidermophyton floccosum*, son agentes etiológicos que ocasionan la dermatofitosis. Desde una perspectiva ecológica y epidemiológica, los dermatofitos se clasifican en tres grupos según su reservorio: antropófilos, zoófilos y geófilos. En particular, nos interesan las especies zoófilas presentes en perros y gatos, ya que pueden transmitirse a los humanos (Acha y Szyfres, 2001).

Los dermatofitos fueron considerados como hongos imperfectos (Fungi imperfecto o deuteromicotina). En la actualidad se ha reconoce que, varias especies se reproducen sexualmente. Como especies de naturaleza zoofílica identificados son *Microsporum canis* (*Nannizzia otae* como estado perfecto), *Trichophyton mentagrophytes* (*Arthroderma benhamiae*) variedades: *T. mentagrophytes* var. *erinacei* y var. *quinckeanum*, *T. verrucosum*, *M. equinum*, *T. equinum*, *M. gallinae*, *M. nanum*, *M. persicolor* y *T. simii*. (Acha y Szyfres, 2001).

2.3.5. Descripción de los géneros de dermatofitos

a) Género *Microsporum*

En un medio de cultivo, su crecimiento da lugar a colonias de color blanco o parduzco, con una textura algodonosa y pulverulenta, y la presencia de macroconidias de gran tamaño (40-150 x 8-15 µm), tiene extremos puntiagudos, una pared celular gruesa y equinulada, y están divididas en compartimientos con entre 2 y 15 septos transversales. Las microconidias, de forma piriforme, pueden estar ausentes y su tamaño es de aproximadamente de 2,5 a 3,5 x 4 a 7 µm, se aprecian frecuentemente hifas en raqueta, hifas pectíneas, órganos nodulares y clamidosporas (Lloret *et al.*, s.f.).

Según los autores cuenta con muchas especies, así como *M. audouinii*, *M. canis*, *M. gypseum* (Carvalhaes de Oliveira, 1999; Acha y Szyfres, 2001), en tanto que, Bonifaz (2012) considera que tiene 18 especies.

b) Género *Trichophyton*

Algunas especies presentan una gran cantidad de microconidios, los cuales tienen un tamaño de entre 2 a 4µm, de diversas formas (piriformes, esféricos, claviformes). Con pocos macroconidios en forma puro (clava), con medidas de 40 a 50 µm de largo por 5 a 10µm de ancho, con paredes lisas y delgadas, con lóculos transversales o septos de 3 - 5µm. En algunas especies los macroconidios están ausentes. Las especies más frecuentes son *T. rubrum*, *T. tonsurans*, *T. mentagrophytes* y *T. mentagrophytes var. Interdigitale*, 22 especies corresponden al género *Trichophyton* según Bonifaz (2012), en menor proporción, *T. violaceum*, *T. verrucosum* y *T. concentricum*. *T. mentagrophytes* *T. rubrum* *T. tonsurans* *T. violaceum* *T. schoenleini* *T. concentricum* y otros (Carvalhaes de Oliveira, 1999; Acha y Szyfres, 2001).

c) Género *Epidermophyton*

Este género cuenta únicamente con dos especies conocidas, siendo *E. floccosum* la única que causa enfermedad en humanos y considerada la especie tipo. A nivel microscópico, se distingue por producir numerosas macroconidias, ya sea agrupadas o aisladas, y por la ausencia de microconidias. Las macroconidias presentan forma de maza, con una pared generalmente lisa y de grosor moderado, extremos redondeados y entre 1 y 9 septos. Macroscópicamente se presenta en colonias visibles a los 7-9 días de incubación, éstas aparecen plegadas, aterciopeladas, pulverulentas y de color amarillo-verdoso. Las colonias se

blanquean rápidamente y se vuelven flocosas y estériles (Arenas, 2014 y Bonifaz, 2012)

2.3.6. Infecciones de la piel

a) Piedras

Se trata de una infección poco reportada a nivel mundial, aunque es más común en regiones de clima tropical o subtropical. Su incidencia es mayor en áreas de Sudamérica (Brasil, Colombia, Venezuela), Centroamérica (Panamá, México), Estados Unidos (donde se identificó un foco endémico en Houston, Texas), Europa central, Inglaterra y Japón. Puede afectar a personas de todas las edades y géneros, aunque es más frecuente en hombres jóvenes adultos, con localización predominante en la región genital, y en personas de ascendencia africana (Sánchez et al., 2009).

b) Tiña negra

La tiña negra es una micosis, de distribución global, aunque es más común en regiones con climas tropicales y subtropicales. La mayoría de casos reportados provienen de Centroamérica (México, Costa Rica, Panamá), Suramérica (Brasil, Argentina, Uruguay, Venezuela, Colombia, Perú y Chile), Asia y África. En áreas no endémicas, la infección suele encontrarse en inmigrantes o personas con historial de viajes frecuentes. Se ha observado una mayor incidencia en mujeres que en hombres, con una proporción de 3 a 4, y afecta a personas de cualquier edad, pero con mayor incidencia en niños y personas jóvenes (Sánchez et al., 2009).

c) Pitiriasis versicolor

La pitiriasis versicolor es una infección superficial de la piel, que afecta su capa más externa, causando por la hiperproliferación de un hongo del género *Malassezia* (también conocido como *Pityrosporum*). Este grupo incluye especies de levaduras dimorfas y lipofílicas que forman parte de la microbiota de la piel de entre el 90 – 100% de la población (Cruz et al., 2011).

2.3.7. Levaduras

En particular, las especies del género *Candida* desempeñan un papel relevante en las infecciones que afectan la piel, así como las mucosas genitales y perigenitales (García y Picazo, 2000).

2.3.8. De acuerdo con su hábitat natural

Los dermatofitos pueden dividirse en tres grupos ecológicos.

a) Geofílicos

Incluyen especies que habitan en el suelo como saprobios, alimentándose de la queratina presente en plumas, escamas y pelos, y que tienen la capacidad de infectar tanto a humanos como a animales.

b) Zoofílicos

Incluye especies que afectan a los animales, quienes a su vez pueden transmitir la infección a los seres humanos.

c) Antropofílicos

Incluyen especies que afectan exclusivamente a los seres humanos y se transmiten mediante contacto directo o indirecto (Jungerman y Schwartzman, 1977).

Tabla 1. Clasificación de los dermatofitos según su nicho ecológico.

Antropofílicos	Zoofílicos	Geofílicos
<i>Ephidermophyton floccosum</i>	<i>Microsporium canis</i>	<i>Microsporium amazonicum</i>
<i>Microsporium audouinii</i>	<i>Microsporium gallinae</i>	<i>Microsporium cookei</i>
<i>Microsporium ferrugineum</i>	<i>Microsporium persicolor</i>	<i>Microsporium fulvum</i>
<i>Trichophyton concentricum</i>	<i>Trichophyton erinacei</i>	<i>Microsporium gypseum</i>
<i>Trichophyton interdigitale</i>	<i>Trichophyton mentagrophytes</i>	<i>Microsporium nanum</i>
<i>Trichophyton rubrum</i>	<i>Trichophyton simii</i>	<i>Microsporium praecox</i>
<i>Trichophyton schoenleinii</i>	<i>Trichophyton verrucosum</i>	<i>Microsporium racemosum</i>
<i>Trichophyton tonsurans</i>		<i>Trichophyton ajelloi</i>
<i>Trichophyton violaceum</i>		<i>Trichophyton phaseoliforme</i>
		<i>Trichophyton terrestre</i>

Fuente: Jungerman y Schwartzman (1977).

2.3.9. Dermatitis factores predisponentes

Los animales jóvenes tienden a desarrollar lesiones más severas y de recuperación más lenta que los adultos, salvo cuando estos últimos presentan inmunosupresión. Esto ocurre porque la eliminación de la infección requiere una respuesta inflamatoria adecuada. (Mueller, 2000).

Tras la exposición del animal al dermatofito, el desarrollo de la infección también está influido por factores como la edad, el estado general de salud, la condición de la piel y los hábitos de acicalamiento. Los animales jóvenes presentan una mayor predisposición a manifestar infecciones sintomáticas. La dermatosis

también es más común en animales con mala nutrición o que habitan en grupos de alta densidad. En la mayoría de los casos, las infecciones en animales sanos sanan por sí solas en un período que va desde unas pocas semanas hasta varios meses. (Spickler, 2005).

2.3.10. Patogénesis

Los dermatofitos no infectan una epidermis sana, sino que atacan el estrato córneo muerto o dañado en la capa más externa de la piel. La presencia de un ambiente adecuado en la piel del huésped, como calor y humedad, es crucial para el desarrollo de la dermatofitosis. Una vez que la infección se establece en el estrato córneo, el tamaño y la duración de la lesión dependen de dos factores: el ritmo de desarrollo del hongo y el índice de renovación epidérmica. El ritmo de crecimiento del hongo debe ser igual o superior al de la renovación epidérmica, de lo contrario, el microorganismo será eliminado. La respuesta inflamatoria en el borde de la lesión aumenta la renovación epidérmica, intentando eliminar los microorganismos invasores, mientras que los dermatofitos más alejados mantienen la infección (formando una configuración anular). La afinidad de los dermatofitos por la queratina es esencial para su supervivencia, y cada especie tiene preferencia por diferentes tipos de queratina. Por ejemplo, *E. floccosum* rara vez afecta las uñas y nunca el cabello, mientras que *Trichophyton rubrum* ataca la piel lisa y las uñas, pero rara vez el pelo. La producción de enzimas como queratinasas, elastasas y otras enzimas proteolíticas juega un papel importante en la patogénesis de la infección clínica, así como en la respuesta del huésped ante la infección. (Arenas, 2014; Elewski y Hazen, 1989).

2.3.11. Manifestaciones dermatológicas de la dermatofitosis

Los dermatofitos suelen desarrollarse únicamente en tejidos queratinizados, como el cabello, las uñas y la capa externa de la piel. Su propagación generalmente se detiene al entrar en contacto con células vivas o zonas inflamadas, sin afectar las membranas mucosas. Los signos clínicos varían según la región comprometida. En los humanos, el síntoma más común es el prurito. Las lesiones cutáneas suelen presentar inflamación más pronunciada en los bordes, acompañada de eritema, descamación y, en ocasiones, formación de ampollas. En la tiña corporal, es frecuente observar un centro más claro, lo que da lugar a la típica lesión de la "tiña". También puede producirse pérdida de cabello en el cuero cabelludo y el rostro. Los dermatofitos adquiridos de animales o del suelo tienden a generar lesiones inflamatorias más intensas en humanos que los de origen antropofílico.

En las personas, las infecciones por dermatofitos se denominan "tiña" y su nombre varía según la zona del cuerpo afectada. Además, pueden propagarse a otras áreas, como en el caso de la tiña corporal en niños, que suele originarse a partir de una *Tiña tonsurante* extendida al rostro. (Manzano, 2013).

2.3.12. Pruebas de laboratorio para el diagnóstico de la dermatofitosis

a) Toma de muestra

Las muestras se obtuvieron utilizando el método de Mariat y Tapia, que emplea un tapiz de cuero de ovino estéril. Este procedimiento consiste en frotar el tapiz sobre la superficie de la piel del animal, recorriendo repetidamente desde la zona anterior hacia la posterior, incluyendo también las áreas laterales del cuerpo. (Zurita y Urcia, 2017).

b) Cultivo de hongos

El agar Sabouraud es el medio de cultivo más utilizado para el crecimiento de hongos; no obstante, en la práctica suele emplearse el medio de prueba para dermatofitos (DTM). Este medio es una modificación del agar Sabouraud que incorpora un indicador de pH y sustancias que inhiben hongos saprófitos y bacterias, facilitando la identificación de dermatofitos pertenecientes a los géneros *Microsporum*, *Trichophyton* y *Epidermophyton*. Las escamas y pelos recolectados se depositan cuidadosamente sobre el agar antes de cerrar la placa. Luego, el cultivo se incuba entre 25°C y 30°C, con una humedad aproximada del 30%, preferentemente en condiciones de oscuridad.

El cultivo debe mantenerse en incubación durante un período de 2 a 3 semanas, con evaluaciones diarias. La presencia de dermatofitos se identifica por el cambio de color del medio, causado por la variación del pH debido al crecimiento de las colonias. Estos hongos metabolizan proteínas y generan compuestos alcalinos que provocan dicha modificación en el pH. Es fundamental que la alteración del color ocurra simultáneamente con el desarrollo de la colonia, ya que las colonias saprófitas también pueden inducir cambios de color en etapas avanzadas de su crecimiento. Inicialmente, los hongos saprófitos consumen carbohidratos; una vez agotados, recurren a las proteínas, lo que genera un cambio rápido en el pH y en el color del medio debido a la producción de metabolitos alcalinos. En algunos casos, diferenciar entre un hongo patógeno y uno saprófito a simple vista puede resultar complicado (Wlinkinson y Harvey, 1996; Zurita y Urcia, 2017).

c) Identificación

• Examen macroscópico

Se tomarán en cuenta las características culturales de las colonias, como su color, textura, velocidad de crecimiento y la presencia de pigmento difusible en el agar. En general, la mayoría de las cepas de dermatofitos presentan colores claros, con tonalidades limitadas a blancos, amarillos o marrones. Sin embargo, algunas especies, como *Trichophyton violaceum*, *Microsporum cookei*, *Microsporum fulvum* y *Microsporum ferrugineum*, pueden desarrollar colores más intensos, como violeta, granate o marrón-rojizo. Además, se examinará la textura de las colonias para complementar su identificación: dura o quebradiza en el caso de *Trichophyton verrucosum* o *Trichophyton violaceum*. Se observan colonias planas o pulverulentas en *Trichophyton interdigitale*, *Microsporum gypseum*, *Microsporum fulvum*, *Microsporum cookei*, o *Microsporum ferrugineum*. Colonias convexas, flocosas, vellosas o granulares en *Trichophyton rubrum*. Colonias plegadas o cerebriiformes en *Trichophyton tonsurans*. Colonias vellosas, plegadas o de forma variable en *Epidermophyton floccosum* (Carter, 1989).

• Examen microscópico

El examen microscópico de las colonias se realizará utilizando la técnica de la cinta adhesiva. Para ello, se tomará un fragmento de cinta transparente, se fijará a una pinza previamente flameada y se presionará suavemente sobre la superficie del cultivo. Luego, se colocará una gota de azul de lactofenol en el centro de un portaobjetos y, enseguida, se dispondrá la cinta con el adhesivo hacia arriba. Finalmente, se agregarán una o dos gotas adicionales de azul de lactofenol y se cubrirá la preparación con un cubreobjetos.

Las muestras teñidas con azul de lactofenol serán observadas al microscopio con el fin de analizar las estructuras que permiten identificar al dermatofito. Se evaluarán características como la forma, el tamaño, la cantidad de septos y el grosor de la pared de los macroconidios, así como la morfología y disposición de los microconidios sobre las hifas. Asimismo, otros rasgos entre ellos la presencia de clamidosporas, hifas en asta de ciervo o en espiral pueden ofrecer información complementaria. La identificación de las cepas se efectuará siguiendo los criterios descritos por Rebell et al. (Carter, 1989; Zurita y Urcia, 2017).

• Microcultivo en portaobjetos

Este método permite visualizar el micelio en su totalidad bajo el microscopio, a diferencia del método de disociación, que solo muestra una parte del mismo. Se

recomienda su uso en casos donde las técnicas de preparación en fresco por disección o con cinta adhesiva no permitan una identificación precisa, o cuando se requieran preparaciones permanentes con fines didácticos. La técnica de microcultivo permite obtener imágenes de alta calidad, en las que las estructuras y la disposición de las esporas se conservan perfectamente.

Los pasos para realizar un microcultivo son los siguientes:

1. Se coloca un disco de papel filtro en el fondo de una caja Petri estéril y se ubican dos varillas de vidrio delgadas que servirán como soporte para un portaobjetos de 7,5 × 2,3 cm.
2. Sobre el portaobjetos se coloca un trozo de agar Dextrosa Sabouraud de aproximadamente 1,5 × 1,5 cm y 2 mm de grosor, el cual se cubre con un cubreobjetos.
3. En los bordes del agar se inoculan cuatro puntos utilizando una pequeña porción de la colonia fúngica que se desea estudiar.
4. En el fondo de la caja Petri se agregan 7 ml de agua destilada estéril para humedecer el papel filtro y generar una cámara húmeda.
5. Se cierra la caja Petri y se deja incubar a temperatura ambiente durante un periodo de 6 a 12 días.
6. Cuando el micelio es visible a simple vista, se retira el cubreobjetos con ayuda de pinzas y se transfiere a un portaobjetos que contenga una gota de azul de lactofenol con algodón.
7. Por último, la preparación se examina al microscopio para observar las estructuras fúngicas (Zurita y Urcia, 2017).

III. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. Ubicación de la zona de estudio

Este estudio de investigación se llevó a cabo en el laboratorio de Micología y Epidemiología de la Facultad de Ciencias Biológicas de la Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga. La institución se encuentra en el distrito de Ayacucho, provincia de Huamanga, departamento de Ayacucho. El trabajo se desarrolló entre los meses de julio y noviembre de 2019. El laboratorio está situado en la Av. Independencia S/N, a una altitud de 2,761 metros sobre el nivel del mar.

3.2. Población y muestra

3.2.1. Población

Estuvo constituida por todos los perros y gatos sin lesiones dérmicas del distrito de Ayacucho.

3.2.2. Unidad de muestreo

Antes de seleccionar una muestra, se debe seleccionar la unidad de muestreo, para nuestro trabajo dicha unidad de muestreo fueron un gato y un perro (Hernández Sampieri, Fernández Collado y Baptista Lucio, 2014)

3.2.3. Tamaño de muestra

La muestra estuvo conformada por 30 perros y 30 gatos, esto por razones de factibilidad referido básicamente al costo del medio de cultivo y la autorización del dueño del animal, entonces, en la investigación categorizó el tamaño de la muestra como no probabilística, cuya elección se ha hecho con base a las características de la investigación optadas por los investigadores (Hernández, Fernández y Baptista, 2014).

3.2.4. Selección de muestra

Para ello, fue necesario visitar la vivienda de una familia que posee gato y/o perro, para solicitar su autorización para realizar el trabajo de investigación, en cuyo proceso sólo autorizaron 30 familias (Hernández, Fernández y Baptista, 2014).

3.3. Criterios de la investigación

3.3.1. Criterios de inclusión

- Perros y gatos criados en el domicilio.
- Perros de todas las razas, sexo y edad.
- Gatos de todas las razas, sexo y edad.
- Perros y gatos sin lesiones dérmicas.

3.3.2. Criterios de exclusión

- Perros callejeros.
- Gatos techeros.
- Perros o gatos con lesiones dérmicas.

3.4. Proceso recolección de datos

3.4.1. Solicitud de autorización

Se obtuvo autorización bajo un consentimiento informado por los dueños de cada casa que poseen gato y/o perro. informando previamente de los objetivos de la investigación.

3.4.2. Toma de muestra

- Con ayuda del dueño, se sujetó al perro o gato.
- Se verificó que la mascota no presente signos de algún tipo de infección.
- Utilizamos guantes de nitrilo estéril.
- Con el método del tapete de Mariat y Tapia (tapiz de cuero estéril de ovino), se realizó frotamientos sobre la superficie de la piel de la mascota recorriendo varias veces de la parte anterior hacia la parte posterior y partes laterales del cuerpo (Mariat y Adam-Campos, 1967; Zurita y Urcia, 2017).
- El tapis de cuero de ovino estéril se guardó dentro del papel kraft en forma de sobre.
- Se transportó las muestras al laboratorio de Micología y Epidemiología de la Escuela Profesional de Biología.

3.4.3. Cultivo de la muestra

- Las muestras recolectadas mediante el método de Mariat y Tapia (tapiz de cuero de ovino estéril) fueron inoculadas utilizando el método de impronta, presionando suavemente sobre la superficie del medio de cultivo de agar Sabouraud con cloranfenicol (Diagnostica MERK) (Mariat y Adam-Campos, 1967; Zurita y Urcia, 2017).
- Después de la siembra, las placas se incubaron a 25°C durante un período de 7 a 14 días. En caso de que las cepas no alcanzaran un desarrollo completo,

se extendió la incubación por 7 a 14 días adicionales.

- Cuando se detectaron una o más colonias con características macroscópicas compatibles con dermatofitos, se realizaron cultivos en tubos con agar Sabouraud para proceder con la identificación de las cepas (Wlinkinson y Harvey, 1996; Zurita y Urcia, 2017).

3.4.4. Examen macroscópico

- **Identificación de las características de la colonia:** Se describieron los principales rasgos culturales de los hongos, incluyendo su apariencia, tamaño, coloración (tanto del anverso como del reverso), consistencia, contorno, pigmentación y presencia de exudados. Es importante señalar que no se registraron las características de colonias repetidas dentro de una misma placa. La evaluación se realizó alrededor del séptimo día de incubación a 25 °C, empleando agar Sabouraud con cloranfenicol como medio de crecimiento.
- **Características generales de las cepas:** En términos generales, la mayoría de las cepas de dermatofitos presentan colores claros, con tonalidades que varían entre blanquecinas, amarillentas o marrones. (Zurita y Urcia, 2017).

3.4.5. Examen microscópico

La evaluación de las características microscópicas de las colonias se realizó utilizando la técnica de la cinta adhesiva, la cual permite mantener la organización y el agrupamiento natural de las esporas. El procedimiento se realizó siguiendo estos pasos:

- Se adhirió una cinta adhesiva transparente sobre la colonia para obtener una muestra del micelio aéreo.
- Se depositó una gota de azul de lactofenol en el centro del portaobjetos.
- Un extremo de la cinta adhesiva con el micelio se fijó a un extremo del portaobjetos.
- Se presionó la cinta adhesiva sobre el colorante para permitir la impregnación del micelio en la solución, luego se pegó cuidadosamente el otro extremo de la cinta al portaobjetos, evitando la formación de burbujas de aire.
- El exceso de colorante se retiró cuidadosamente con papel toalla (Blood y Henderson, 1979; Zurita y Urcia, 2017).

Las muestras teñidas con azul de lactofenol se examinaron al microscopio para evaluar las estructuras fundamentales en la identificación de dermatofitos, incluyendo la forma, tamaño, cantidad de septos y grosor de la pared de los macroconidios, además de la morfología y organización de los microconidios

sobre las hifas. También se tomaron en cuenta otros rasgos como la presencia de clamidosporas, hifas en asta de ciervo e hifas en espiral. La identificación de las cepas se efectuó siguiendo los criterios de Rebell et al. (Blood y Henderson, 1979).

3.4.6. Microcultivo en portaobjetos

Este procedimiento se realizó una vez seleccionadas las cepas para su cultivo y constituye una técnica apropiada para identificar estructuras fúngicas. Facilitó la observación microscópica detallada de las estructuras bien desarrolladas de los hongos filamentosos, de forma similar al método directo. El proceso incluyó los pasos que se describen a continuación.

- El proceso comenzó con la preparación del material necesario para el microcultivo, utilizando una caja Petri estéril que contenía una varilla o lámina de vidrio estéril de buen grosor. Sobre esta se colocó un portaobjetos estéril.
- El agar Sabouraud fue cortado con una hoja de bisturí.
- Se realizaron cortes en forma de cuadrícula con un tamaño aproximado de 5 mm².
- Con la ayuda del bisturí, se colocó una porción del agar Sabouraud sobre la lámina portaobjetos (encima del soporte).
- Las cepas fúngicas seleccionadas se inocularon utilizando un asa de Kolle, colocando la muestra en las cuatro esquinas y en el centro de la cuadrícula de agar.
- Se ubicó una laminilla cubreobjetos, previamente flameada en el mechero Bunsen, sobre la superficie de la cuadrícula de agar Sabouraud.
- Se añadió agua destilada estéril dentro de la placa Petri para mantener la humedad necesaria y evitar la desecación del medio de cultivo durante la incubación. Se tuvo cuidado de que el agua no superara el nivel de la varilla o lámina de vidrio para no afectar la muestra.
- Luego de un período de incubación de 7 a 14 días (extendiéndose por 7 a 14 días adicionales si la cepa no alcanzaba el crecimiento esperado), cuando el desarrollo del hongo en la cuadrícula fue evidente, el cubreobjetos se retiró con una pinza estéril y se colocó sobre una lámina portaobjetos con una gota de azul de lactofenol.
- Se eliminó el exceso de colorante con papel absorbente y se sellaron los bordes del cubreobjetos con esmalte transparente para su conservación.
- Finalmente, se observó al microscopio la estructura de los hongos para su análisis e identificación (Zurita y Urcia, 2017).

3.5. Consideraciones estadísticas

Con los resultados obtenidos, se elaboraron tablas porcentuales según correspondió (Hernández *et al.*, 2014).

IV. RESULTADOS

Tabla 2. Distribución porcentual de casos de dermatofitos en perros y gatos sin lesiones dérmicas, Ayacucho 2019.

ANIMAL	POSITIVO		NEGATIVO		TOTAL	
	N°	%	N°	%	N°	%
Perro	7	23,33	23	76,67	30	100
Gato	5	16,67	25	83,33	30	100
Total	12	20	48	80	60	100

Tabla 3. Distribución porcentual de dermatofitos en perros sin lesiones dérmicas, con relación a la higiene. Ayacucho 2019.

HIGIENE	POSITIVO		NEGATIVO		TOTAL	
	N°	%	N°	%	N°	%
No	7	23,33	0	0	7	23,33
Si	0	0	23	76,67	23	76,67
Total	7	23,33	23	76,67	30	100

Tabla 4. Distribución porcentual de dermatofitos en gatos sin lesiones dérmicas con relación a la higiene. Ayacucho 2019.

HIGIENE	POSITIVO		NEGATIVO		TOTAL	
	N°	%	N°	%	N°	%
No	4	13,33	20	66,67	24	80
Si	1	3,33	5	16,67	6	20
Total	5	16,67	25	83,33	30	100

Tabla 5. Distribución porcentual de géneros de dermatofitos aislados a partir del pelaje de perros y gatos sin lesiones dérmicas. Ayacucho 2019.

GÉNERO	PERRO		GATO		TOTAL	
	N°	%	N°	%	N°	%
<i>Microsporum sp.</i>	4	57,14	2	40	6	50
<i>Trichophyton sp.</i>	3	42,86	3	60	6	50
Total	7	100	5	100	12	100

Tabla 6. Distribución porcentual de dermatofitos según el lugar de permanencia de los perros y gatos. Ayacucho 2019.

LUGAR DE PERMANENCIA	PERRO					GATO				
	Positivos		Negativos		%	Positivos		Negativos		%
	N	%	N	%		N	%	N	%	
Exclusivo en casa	3	10	17	56,67		3	10	18	60	
Exclusivo en patio	4	13,33	6	20		2	6,67	7	23,33	
Total	7	23,33	23	76,67	100	5	16,67	25	83,33	100

V. DISCUSIÓN

Los resultados obtenidos no son nada diferentes en comparación a trabajos hechos por otros autores y en diferentes países, a nivel nacional y regional. Mostramos que el 23,33% (7) de perros y 16,67% (5) de los gatos se logró aislar dermatofitos (Tabla 2). Con respecto a la higiene de los animales muestreados un 23,33% (7) de perros que presentaron dermatofitos no son higienizados por los dueños (Tabla 3), un 3,33% (1) de los gatos son higienizados y hasta 13,33% (4) no son higienizados (Tabla 4). En cuanto a los dermatofitos *Microsporum sp* se aislaron un 57,14% (4) en perros y 40% (2) en gatos y para *Trichopyton sp.* se aislaron un 42,86% (3) en perros y 60% (3) en gatos; y también se encontraron en un 10% (1) de perros y 10% (1) de gatos que habitan exclusivamente la casa; mientras que se encontraron 13,33% (4) de perros y el 6,67% (2) de gatos que habitan exclusivamente en el patio; similares resultados obtuvieron Betancourt, Zaror y Senn (2013), Se considera que la microbiota de perros y gatos, proveniente del ambiente, incluye tanto dermatofitos como hongos oportunistas, por lo que estos animales pueden actuar como transmisores de estos microorganismos a los humanos. Trabajando en 50 muestras de pelo y piel de gatos dermatológicamente sanos, aislaron hongos en el 100% de las muestras; lograron identificar los géneros Acremonium, Alternaria, Aspergillus, Cladosporium, Chaetomium, Chrysosporium, Fusarium, Geotrichum, Humicola, Paecilomyces, Penicillium, Scopulariopsis, Trichoderma, Sporothrix, entre los patógenos oportunistas y entre los dermatofitos, en un 80% a *Microsporum canis*, *M. gypseum*, *T. mentagrophytes* y *Epidermophyton floccosum*.

Los dermatofitos también pueden transmitirse a través de artrosporas, que se originan por la fragmentación de las hifas. Sin embargo, la transmisión en forma de esporas no es tan común. Estas pueden provenir de animales infectados o no infectados, así como de fómites, como artículos de aseo, ropa de cama, collares, ectoparásitos o la exposición a un ambiente contaminado.

Microsporum canis se transmite principalmente por contacto con un animal infectado, siendo los gatos los principales portadores. En el caso de *Trichophyton*, la mayoría de las infecciones podrían estar relacionadas con el contacto con roedores infectados o sus nidos. Por otro lado, la presencia de *Microsporum gypseum* es menos frecuente y suele asociarse a su origen geofílico, ya que este hongo habita en suelos contaminados (Moriello *et al.*, 2017; citado por Romero y González, s.f.)

La capacidad de los dermatofitos para adherirse a los tejidos queratinizados es fundamental para el inicio de la infección, ya que requieren adaptarse a la temperatura, el pH ácido y la disponibilidad de nutrientes. Para ello, sintetizan diversas enzimas y proteínas fúngicas que les permiten responder al entorno y degradar la queratina.

A medida que el hongo entra en su fase de crecimiento exponencial, utilizando la queratina como única fuente de carbono, el pH extracelular se modifica de ácido a alcalino. Este cambio genera un ambiente óptimo para la actividad de las proteasas queratinolíticas, favoreciendo la invasión del tejido. Estos procesos conducen al establecimiento y mantenimiento de la infección, la cual puede evolucionar de manera crónica o aguda, dependiendo de la especie de dermatofito involucrada (Martínez 2016; citado por Romero Núñez y González, s.f.)

Los gatos, perros, bovinos, equinos y roedores son considerados los principales reservorios de dermatofitos, desde donde pueden transmitirse a los humanos. *Microsporum canis* es el dermatofito más común en perros y gatos, estando altamente adaptado a estos hospedadores. En los gatos, la infección suele ser asintomática, aunque en los casos en los que se presentan lesiones, estas suelen localizarse en la cara y las garras. En los perros, por otro lado, las lesiones pueden aparecer en cualquier parte del cuerpo, manifestándose comúnmente como tiña circinada. Sin embargo, esto no excluye la posibilidad de encontrar otras especies de dermatofitos, como *Trichophyton mentagrophytes*, en estos animales (Acha y Szyfres, 2001).

Concuerda que la dermatofitosis representa un problema de salud tanto para los animales domésticos como para los humanos. Los conidios de los dermatofitos, debido a su alta resistencia, pueden permanecer viables en el ambiente durante años, lo que facilita la propagación de la infección. El mayor riesgo de contagio se da por el contacto directo con animales infectados o con superficies contaminadas. En cuanto a la prevención, se han realizado estudios sobre el uso de vacunas

fúngicas en gatos. Actualmente, existe una vacuna a base de dermatofitos inactivados con licencia para el tratamiento de *Microsporium canis* en gatos, la cual se emplea para prevenir y tratar lesiones, aunque no evita completamente la enfermedad (Moriello *et al.* 2017; citado por Romero y Gonzalez, s.f.).

Como medida para prevenir la infección o reinfección por dermatofitos, es fundamental realizar una limpieza adecuada en los espacios donde transita el animal. Se recomienda desinfectar muebles, alfombras y cortinas con vapor caliente o utilizar soluciones desinfectantes como hipoclorito de sodio al 0,5% o clorhexidina. En criaderos o perreras, no se debe introducir nuevos animales hasta que la enfermedad haya sido completamente controlada y los individuos infectados hayan sido curados. En el caso de los animales sin hogar que tienen libre acceso a la calle, pueden entrar en contacto con ambientes contaminados o con otros animales portadores del hongo, convirtiéndose en vectores de transmisión y representando un riesgo para la salud de las personas y otros animales. Por ello, es fundamental orientar a los propietarios sobre la importancia del baño con antimicóticos activos, especialmente en animales recién llegados a la vivienda. También se recomienda una limpieza frecuente del entorno y limitar la exposición de las mascotas a niños, ancianos, personas inmunodeprimidas y otros animales para reducir el riesgo de contagio (Leão y Araújo 2020 citado por Romero y Gonzalez s.f.).

Arias (2013), En perros con lesiones dérmicas atendidos en clínicas veterinarias de la provincia de Heredia, se realizaron 127 exámenes directos con hidróxido de potasio al 10% y 254 cultivos. Como resultado, se identificó la presencia de dermatofitos en 6 perros (4,72%), los cuales dieron positivo en ambos métodos diagnósticos. Aisló e identificó a *Microsporium gypseum* en 5 de 6 (83,3%) en perros y *Microsporium canis* solo en 1 (16,7%). La prevalencia de dermatofitosis canina fue 4,7 %. Además, identificaron *Penicillium spp.* y *Aspergillus spp.*

Guzman et al. (2000), menciona que para conocer la presencia de hongos queratinofílicos - dermatofitos en la piel de 200 perros y 100 de gatos de las ciudades de México y Nezahualcoyotl en el área Metropolitana de la ciudad de México, lograron aislar 67 cepas queratinofílicas en gatos y 90 en perros. Identificaron a *Chrysosporium sp.* (25%), *Trichophyton terrestre* (22%), *Microsporium gypseum* (5%), *M. canis* (4%).

Mientras que Macías (2022), En la ciudad de Guayaquil, con el objetivo de identificar dermatofitos en perros y gatos atendidos en la veterinaria Ghost, se tomaron 114 muestras, las cuales fueron analizadas con hidróxido de potasio. Las

muestras que resultaron positivas fueron cultivadas en agar Sabouraud e incubadas a 37°C durante 10 días. Como resultado, se aisló *Microsporum* en el 75% de los perros y el 81,63% de los gatos, mientras que *Trichophyton* se detectó en el 25% de los perros y el 18,37% de los gatos.

También dice Odiaga (2022) que, en el distrito de Piura, reportó que 52 (38,52%) animales resultaron positivos a dermatofitosis, 12 (23,08%) perros y 40 (76,92%) en gatos. Aisló en perros a *Trichophyton rubrum* (41,67%), *Microsporum canis* (33,33%) y *Trichophyton mentagrophytes* (25%) y en gatos a *Microsporum canis* (65%), *Microsporum gypseum* (27,50%) y *Epidermophyton floccosum* (7,50%).

Cabanillas y Arriaga (2017), en 50 gatos de diferente edad, sexo y raza, sin dermatopatías aparentes en la ciudad de Trujillo, demostraron que el 8% resultaron positivos a la observación directa y el 22% al aislamiento de *Microsporum canis*.

Según Adrianzen y Huamán (2019), en su estudio realizado en cuyes con lesiones cutáneas de la localidad de Chiara – Ayacucho, el 43% de los animales resultaron positivos a dermatofitos ($p = 0,066$). De estos casos, el 72,09% correspondió al género *Trichophyton* y el 27,91% al género *Microsporum*. En cuanto a la localización de las lesiones, se observaron en la zona dorsal (37%), ocular (23%), nasal/oral (19%) y en otras áreas del cuerpo (21%), sin diferencias estadísticas significativas. Respecto al sexo, el 53% de las hembras y el 47% de los machos presentaron infección.

VI. CONCLUSIONES

1. Se logró el aislamiento de los hongos dermatofitos de perros y gatos sin lesiones dérmicas en un 23,33% (7) de los perros y 16,67% (5) en los gatos.
2. El 23,33% (7) de perros no higienizados presentaron hongos dermatofitos y no se encontró hongos dermatofitos en los perros que son higienizados.
3. El 3,33% (1) de gatos higienizados presentaron hongos dermatofitos y también el 13,33% (4) de gatos no higienizados presentaron hongos dermatofitos.
4. En 13,33% (4) de perros y 6,67% (2) de gatos se aislaron *Microsporum sp.*, y el 10% (3) de perros y 10% (3) de gatos se aislaron *Trichophyton sp.*
5. Se encontró la presencia de dermatofitos en un 3,33% (1) de perros y 3,33% (1) de gatos que habitan exclusivamente la casa; también se encontraron en un 10% (1) de perros y 10% (1) de gatos que habitan exclusivamente la casa; mientras que se encontraron 13,33% (4) de perros y el 6,67% (2) de gatos que habitan exclusivamente en el patio.

VII. RECOMENDACIONES

- Realizar estudios similares con mayor frecuencia ya que los perros y gatos domésticos sin lesiones dérmicas, siempre están en contacto con integrantes de la familia que los cuida y así evitar crecimiento de los contaminantes que llegan desde el suelo.
- En estudios posteriores recomendamos utilizar otros métodos de toma de muestra, debido a que el animal accede al acicalamiento.

VIII. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Acha, P., y Szyfres, B. (2001). *Zoonosis y enfermedades transmisibles comunes al hombre y a los animales*. Washington D.C.: Organización Panamericana de la Salud.
- Acha, P., y Szyfres, B. (2001). *Zoonosis y enfermedades transmisibles comunes al hombre y a los animales* (Tercera edición ed.). Washintong dc EEUU: Organización Panamericana de la Salud. Obtenido de <file:///d:/biblioteca/micolog%c3%8da/bacteriosis%20y%20micosis%20ops.pdf>
- Adrianzen Facundo, G. B., y Huamán Yauri, D. E. (2019). *Identificación de dermatofitos en cuyes con afecciones cutáneas en el galpón Willy a 3500 msnm, Chiara - Ayacucho - 2016*. Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga. Recuperado el 8 de Setiembre de 2022, de <http://repositorio.unsch.edu.pe/handle/UNSCH/3679>
- Aguilar, R., Auccapuclla, H., y Romero, R. (2020). *Los Hongos*. Ayacucho: Huamangensis.
- Arenas, R. (2014). *Micología Médica Ilustrada*. México: Editorial McGrall-Hill interamericana.
- Arias Carvajal, M. G. (2013). Prevalencia de dermatofitosis en perros con lesiones dérmicas procedentes de clínicas veterinarias de Heredia, Costa Rica. Costa Rica, Costa Rica: Universidad Nacional de Costa Rica. Obtenido de <https://repositorio.una.ac.cr/bitstream/handle/11056/12923/Gabriela-Arias-Carvajal.pdf?sequence=1&isAllowed=y>
- Betancourt, O., Zaror, L., y Senn, C. (2013). Aislamiento de hongos filamentosos desde pelaje de gatos sin lesiones dérmicas en Temuco, Chile. *Revista Científica*, 23(5), 380-387. Obtenido de <http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=95928428003>
- Báez Silguero Gladys Amalia Benigna (2016). estudio de una zoonosis transmitida por gatos en Asunción, Paraguay: Universidad Nacional Del Noreste. obtenido de chrome-extension://efaidnbmnnnibpcajpcglclefindmkaj/https://repositorio.unne.edu.ar/bitstream/handle/123456789/471/riunne_tm_b%c3%a1ez%20Silguero_G.pdf?sequence=1&isAllowed=y
- Blood, D., y Henderson, R. (1979). *Medicina Veterinaria*. Zaragoza, España: Acribia.
- Bonifaz, A. (2012). *Micología Médica Básica*. México D.F: Editorial McGraw Hill Interamericana.
- Cabanillas y Arriaga, F. M. (2017). *Microsporum canis* en gatos (*Felis catus*) sin aparentes dermatopatías, en la ciudad de Trujillo. Trujillo, Perú: Universidad Privada Antenor Orrego. Obtenido de <http://repositorio.upao.edu.pe/handle/20.500.12759/2926>
- Cabañes, F. J. (Enero de 2020). Dermatofitosis en perros y gatos: nuevas recomendaciones. Barcelona. Obtenido de <https://aemicol.com/micologia-animal/>

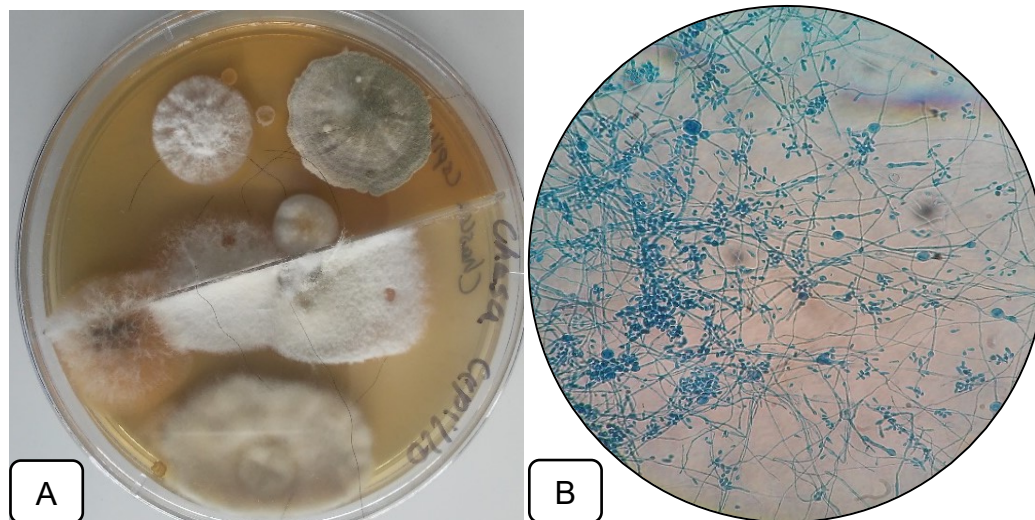
- Callupe, F., y Carrasco, S. (agosto de 2021). *Caracterización de Ayacucho*. obtenido de [bcrp:https://www.bcrp.gob.pe/docs/Sucursales/Huancayo/ayacucho-caracterizacion.pdf](https://www.bcrp.gob.pe/docs/Sucursales/Huancayo/ayacucho-caracterizacion.pdf)
- Carter, R. (1989). *Procedimientos de Diagnostico en Bacteriología y Micología Veterinaria*. Zaragoza, España: Acribia.
- Carvalhaes de Oliveira, J. (1999). *Micología Médica*. Río de Janeiro: Control Lab.
- Colquehuanca E, F. E. (2013). *Identificación de hongos medio ambientales y cultivo en cámara húmeda*. Lima-Perú: Universidad Nacional Agraria La Molina.
- Cruz Ch., R., Ponce E., E., Calderón R., L., Delgado V., N., Vieille O., P., y Piontelli L., E. (2011). Micosis superficiales en la ciudad de Valparaíso, Chile. Período 2007-2009. *Rev Chil Infect*, 28.
- Deacon, J. (1993). *Introducción a la Micología Moderna*. Barcelona-España : Edit. Salvat.
- Elewski, B., y Hazen, P. (1989). The superficial mycoses and the dermatophytes. *Acad Dermatol*, 21.
- García Rodríguez, J., y Picazo, J. (2000). *Compendio de Microbiología Médica*. Editorial Harcourt.
- Goldsmith, L., Gilchrest, B., Katz, S., Paller, A., Leffell, D., y Wolff, K. (2004). *Fitzpatrick. Dermatología en Medicina General*. Médica Panamericana.
- Guzman-Chavez,, R., Segundo- Zaragoza, C., Cervantes-Olivares, R., y Tapia-Perez, G. (2000). Presence of Keratinophilic Fungi with Special Reference to Dermatophytes on the Haircoat of Dogs and Cats in México and Nezahualcoyotl Cities. *Revista Latinoamericana de Microbiología*, 42, 41-44. Obtenido de <https://www.medigraphic.com/pdfs/lamicro/mi-2000/mi001g.pdf>
- Hernández Alarcón, J. (2017). Búsqueda de dermatofitos en perros y gatos atendidos en la veterinaria municipal de Talca. Talca, Chile: Universidad de Talca. Obtenido de <http://dspace.utalca.cl/handle/1950/11612>
- Hernández Sampieri, R., Fernández Collado, C., y Baptista Lucio, M. (2014). *Metodología de la investigación*. Mexico: Editorial Mc Graw Hill Education.
- Huamán, E. (2011). Hongos dermatofitos asociados a micosis superficiales en los estudiantes de la escuela técnica superior PNP. Ayacucho. (*Tesis de licenciatura*). Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga., Ayacucho.
- Huamán Yauri, Danitza Estela (2019). Identificación de dermatofitos en cuyes con afecciones cutáneas en el Galpón Willy a 3500 msnm, Chiara- Ayacucho-2016. Ayacucho, Perú Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga. obtenido de: [chrome-extension://efaidnbmnnnibpcajpcgclefindmkaj/https://repositorio.unsch.edu.pe/server/api/core/bitstreams/4075f8d3-6661-4914-9ff6-b4f8c8d38f6e/content](https://repositorio.unsch.edu.pe/server/api/core/bitstreams/4075f8d3-6661-4914-9ff6-b4f8c8d38f6e/content)
- INS. (1997). manual de procedimientos de laboratorio para obtener y enviar muestras. *serie normas técnicas*, 15.

- Jungerman , P., y Schwartzman , R. (1977). *Micología Médica veterinaria*. Mexico: Mexico Continental.
- Lage de Moraes, A. M., de Almeida Paes, R., y Leite de Holanda, V. (s.f.). *Capítulo IV. Micología en Conceitos e Métodos para a Formação de Profissionais em Laboratórios de Saúde*. Obtenido de file:///d:/biblioteca/micolog%c3%8da/cap4.%20libro%20de%20micolog%C3%ada.pdf
- Lloret Caballería, A., Segarra Martínez, C., y Bosque Vall, M. (s.f.). *Microsporium canis: características y diagnóstico*. Obtenido de <https://www.seimc.org/contenidos/ccs/revisionestematicas/micologia/dermatof.pdf>
- Llusá Plaza, María Josefa Teresita (2021). Caracterización de enfermedades ocupacionales en médicos veterinarios especialistas en medicina de animales de compañía en Chile. obtenido de: chrome-extension://efaidnbmnnnibpcajpcglclefindmkaj/<https://repositorio.uchile.cl/bitstream/handle/2250/199690/Caracterizacion-de-enfermedades-ocupacionales-en-medicos-veterinarios-especialistas-en-medicina-de-animales-de-compa%C3%B1a-en-Chile.pdf?sequence=1&isAllowed=y>
- Macías Clavijo , G. (2022). *presencia de dermatofitos en perros y gatos con dermatopatías atendidos en la clínica veterinaria ghost*. guayaquil: universidad agraria del ecuador. Obtenido de <https://cia.uagraria.edu.ec/archivos/macias%20clavijo%20ginger%20katherine.pdf>
- Manzano, P. (2013). *Facmed.unam*. Obtenido de www.facmed.unam.mx/deptos/microbiologia/micologia/dermatofitosis.html
- Mariat, F., y Adam-Campos, C. (1967). The carpet technique, a simple method for taking samples from superficial mycoses. *Ann. Inst. Pasteur*.
- Martín, A., y Kobayashi , G. (2011). *Micosis superficiales: Dermatofitosis, tiña negra, piedra*. Editorial Panamericana.
- Mueller, R. (2000). *Dermatology for the Small Animal Practitioner*. Teton New Media.
- Navarro Reyes, O. E. (2013). *Micología Veterinaria*. Managua, Nicaragua: Universidad Nacional Agraria. Obtenido de file:///d:/biblioteca/micolog%c3%8da/micologia%20veterinaria.pdf
- Negroni, R. (2010). Historical aspects of dermatomycoses. *Clinics in Dermatology*, 28.
- Odiaga More, K. M. (2022). Frecuencia de dermatofitosis en Canis lupus familiaris y Felis catus en el distrito de Piura 2022. Piura, Perú: Universidad Nacional de Piura. Obtenido de <https://repositorio.unp.edu.pe/handle/20.500.12676/4101>
- Romero Núñez, C., y González Guzmán, M. (s.f.). *Actualidades de la dermatofitosis en perros y gatos*. Obtenido de <https://www.vanguardiaveterinaria.com.mx/dermatofitosis-en-perros-y-gatos>

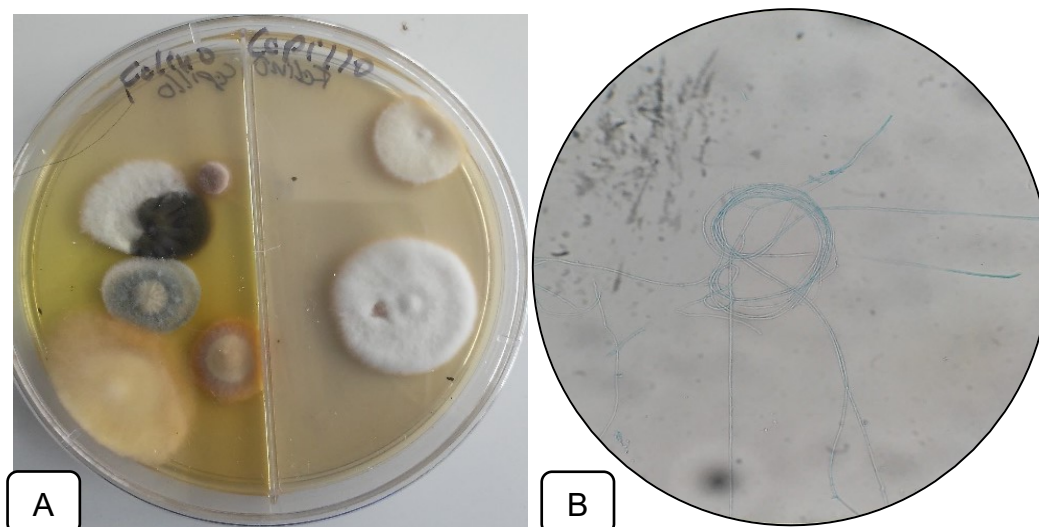
- San Martin, J. (1993). *Micosis Superficiales*. Lima Perú: Universidad Nacional Mayor de San Marcos.
- Sánchez Saldaña, L., Matos Sánchez, R., y Kumakawa Sena, H. (2009). Infecciones micóticas superficiales. *Dermatología Peruana*, 19.
- Sarmiento, C., y Trujillo, M. (2011). *Estandarización e Implementación en las técnicas en el diagnostico clínico de las micosis cutáneas en el laboratorio de micología de la pontificia Universidad Javeriana*. Bogota: Universidad Javeriana.
- Suni Flores, Delia Hayde (2023), Trabajo Académico sobre la Prevalencia de los Dermatofitos y otros agentes micóticos en pacientes que acuden al laboratorio de analisis clinicos del hospital docente de la u.n.s.a., enero-diciembre 2019. Perú. Obtenido de: chrome-extension://efaidnbmnnnibpcajpcgiclfndmkaj/https://repositorio.unsa.edu.pe/server/api/core/bitstreams/50aa2bd6-3122-4e57-bde6-88e25753a79b/content
- Spickler, A. R. (2005). *fsph (The center for Food Scurity & Public Health)*. Obtenido de <http://www.cfsph.iastate.edu/Factsheets/pdfs/dermatophytosis.pdf>.
- Willard, J. (1990). *Micología Médica*. Illinois: Edición McGraw Hill.
- Willemse, J. (1992). *Dermatología Clínica de perros y gatos*. Barcelona: Ediciones Cientificas y Tecnias, S. A.
- Winn, W. C., Allen, S. D., Janda, W. M., Koneman, E. W., Procop, G. W., Schrebckenberger, P. C., y Woods, G. L. (2006). *Koneman Diagnóstico Microbiológico*. Médica Panamericana.
- Wlinkinson, T., y Harvey, R. (1996). *Dermatología de Pequeños Animales*. Madrid: Mosby Doyma.
- Zaror, L., Senn, C., y Betancourt, O. (2013). Aislamiento de hongos filamentosos desde pelaje de gatos sin lesiones dérmicas en Temuco, Chile. *Sistema de Información Científica Redalyc*, 9.
- Zurita Macalupú, S., y Urcia Ausejo, F. (2017). *Manual de procedimientos técnicos para el diagnóstico micológico*. lima: instituto nacional de salud. obtenido de https://cdn.www.gob.pe/uploads/document/file/321002/manual_de_procedimientos_t%C3%A9cnicos_para_el_diagn%C3%B3stico_micol%C3%B3gico20190613-19707-6rfeck.pdf?v=1560469704

ANEXOS

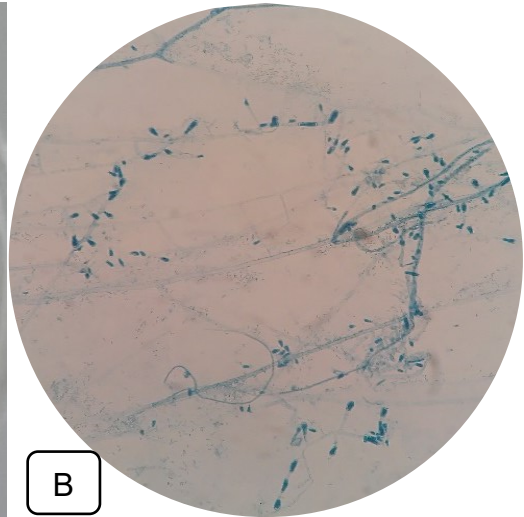
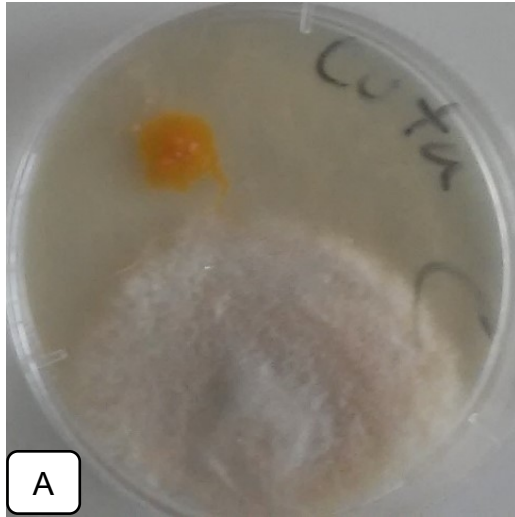
Anexo 1. Características macroscópicas y microscópicas de las colonias de los diferentes géneros de hongos dermatofitos hallados en pelaje de *Canis lupus familiaris* “perro” y *Felis catus* “gato” sin lesiones dérmicas Ayacucho 2019.



- Fig. A se observa placa Petri con colonia de *Trichophyton sp.*
- Fig. B muestra una observación microscópica de *Trichophyton sp.*



- Fig. A se observa placa Petri con colonia de *Trichophyton sp.*
- Fig. B muestra una observación microscópica de *Trichophyton sp.*



- Fig. A se observa placa Petri con colonia *Microsporium sp.*
- Fig. B muestra una observación microscópica de *Microsporium sp.*

Anexo 2. Consentimiento informado.

PROYECTO: Hongos dermatofitos aislados del pelaje de *Canis lupus familiaris* “perro” y *Felis catus* “gato” sin lesiones dérmicas, Ayacucho 2019.

INVESTIGADOR: Abednego Henry Quispe Gómez

Yo, _____, en pleno uso de mis facultades mentales, declaro bajo mi responsabilidad:

- Que, se me explico verbalmente en qué consiste la investigación, así como sus características y los riesgos e inconvenientes que suponen para mí.
- Que he comprendido que la investigación no se hace para que yo obtenga un beneficio directo, pero que mi contribución permitirá obtener nuevos conocimientos que permitan en el futuro evitar estas reacciones en población susceptible.
- Que se me ha dado tiempo y oportunidad para realizar preguntas y todas las preguntas fueron respondidas a mi entera satisfacción.
- Que me han informado que se mantendrá en secreto mi identidad y que todos los documentos, fotografías y muestras se identificarán en el laboratorio de Micología y Epidemiología de la UNSCH.
- Que me han explicado que mi consentimiento a participar es enteramente libre y voluntario y que puedo retirar dicho consentimiento en cualquier momento, por cualquier motivo, sin tener que dar explicaciones. En este último caso, me han explicado que se procederá a la destrucción de la muestra. Después de haber meditado sobre la información que me han proporcionado, declaro que mi decisión es la siguiente:

DOY ☐ No DOY ☐ (ponga una cruz en el cuadro que corresponda)

Anexo 3. Ficha de registro de datos.

I. DATOS DE IDENTIFICACIÓN

Especie: Perro () Gato ()

Nombre.....Edad.....Sexo.....

Raza.....

II. TOMA DE MUESTRA

Paño piel de oveja

Cepillo dental estéril

III. CONDICIONES DE VIDA E HIGIENE

Lugar de crianza: dentro de casa () fuera de casa ()

Condición vivienda: propia () no tiene ()

Higiene: Si () No ()

Frecuencia de higiene: semanal () mensual () a veces () nunca ()

Higienizante usado: jabón común o tocador () champú para mascotas ()

Contacto con suelo: Si () No ()

Tipo de alimentación: Sintético () Alimento del hogar () Le preparan ()

Contacto con otros animales: Si () No ()

Tratamiento preventivo: Si () No ()

Presencia de ectoparásitos (pulgas): Si () No ()

Lugar de permanencia: Exclusivo de casa () Sale de casa () Exclusivo de patio ()

IV. RESULTADO DEL DIAGNOSTICO DEFINITIVO:

Trichophyton ()

Epidermophyton ()

Microsporum ()

Otros ()

Anexo 4. Matriz de consistencia.

Título: Hongos dermatofitos aislados del pelaje de *Canis lupus familiaris* “perro” y *Felis catus* “gato” sin lesiones dérmicas, Ayacucho 2019

Bach: Abednego Henry QUISPE GOMEZ

PROBLEMA	OBJETIVOS	MARCO TEÓRICO	VARIABLE E INDICADORES	METODOLOGÍA
¿Qué tipos de hongos queratinofílicos serán aislados del pelaje de “perro” <i>Canis lupus familiaris</i> y <i>Felis catus</i> “gato” sin lesiones dérmicas?	Objetivo general Describir los hongos dermatofitos aislados del pelaje de <i>Canis lupus familiaris</i> “perro” y <i>Felis catus</i> “gato” sin lesiones dérmicas. Objetivos específicos 1. Identificar los hongos dermatofitos aislados del pelaje de <i>Canis lupus familiaris</i> “perro” sin lesiones dérmicas. 2. Identificar los hongos dermatofitos aislados del pelaje de <i>Felis catus</i> “gato” sin lesiones dérmicas.	Antecedentes Marco conceptual • Dermofito • Perro • Gato • Lesiones dérmicas Bases teóricas • Los hongos y sus características fundamentales • Dermofitos • Dermofitosis • Etiología y taxonomía • Descripción de los géneros de dermatofitos • Infecciones de la piel • Levaduras • De acuerdo con su hábitat natural • Dermofitosis factores predisponentes • Patogénesis	Variables de estudio • Dermofitos en perros • Dermofitos en gatos • Dermofitos según la higiene del perro y gato • Dermofitos según el lugar de permanencia del perro y gato.	Tipo de investigación No experimental Diseño de investigación Descriptivo – Transversal Área de estudio Corresponde a todos los perros y gatos sin lesiones dérmicas del distrito de Ayacucho. Unidad de estudio Estuvo conformado por 30 perros y 30 gatos sin lesiones dérmicas en el distrito de Ayacucho. Técnica de muestreo No probabilística Análisis estadístico Con los resultados obtenidos se elaboraron tablas porcentuales según corresponda.

**UNSCH**FACULTAD DE
CIENCIAS BIOLÓGICAS

ACTA DE SUSTENTACIÓN DE TESIS
Bach. Abednego Henry QUISPE GOMEZ
RESOLUCIÓN DECANAL N° 525-2024-UNSCH-FCB-D

En la ciudad de Ayacucho, siendo las diez de la mañana del día jueves doce de diciembre del año dos mil veinticuatro; se reunieron los miembros del Jurado Evaluador en el Auditorio de la Facultad de Ciencias Biológicas de la Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga, participando como presidente encargado el Dr. Saúl Alonso Chuchón Martínez con memorando N° 407-2024-UNSCH-FCB con fecha doce de diciembre del año dos mil veinticuatro, el Dr. José Alarcón Guerrero (miembro – jurado), Mg. Ruth Elsa Huamán De La Cruz (miembro – jurado), Dr. Serapio Romero Gavilán (miembro – asesor), actuando como secretario docente el Mg. Luis Uriel Moscoso García; para presenciar la sustentación de la tesis titulada: **Hongos dermatofitos aislados del pelaje de *Canis lupus familiaris* “perro” y *Felis catus* “gato” sin lesiones dérmicas, Ayacucho 2019**, presentado por el **Bach. Abednego Henry QUISPE GOMEZ**; el presidente luego de verificar la documentación presentada, indicó al secretario docente dar lectura a la documentación generada que refrenda el presente acto académico, luego de ello dispuso el inicio del acto de sustentación, indicando al sustentante que dispone de cuarenta y cinco minutos para exponer su trabajo de investigación tal como establece el Reglamento de Grados y Títulos de la Escuela Profesional de Biología de la Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga. Culminada la exposición, el presidente invitó a cada uno de los Miembros del Jurado a participar con sus observaciones, sugerencias y preguntas al sustentante. Culminada esta etapa, el presidente invitó al sustentante y al público asistente a abandonar momentáneamente el Auditorio de la Facultad de Ciencias Biológicas de la Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga para que los miembros del jurado evaluador puedan realizar las deliberaciones y calificaciones; cuyos resultados son los que se consignan a continuación:

Miembros del Jurado Evaluador	Exposición	Respuesta a preguntas	Promedio
Dr. Saúl Alonso Chuchón Martínez	13	10	12
Dr. José Alarcón Guerrero	15	14	15
Mg. Ruth Elsa Huamán De La Cruz	16	15	16
		PROMEDIO	14

El sustentante alcanzó el promedio de 14 aprobatorio. Acto seguido, el presidente autorizó el ingreso del sustentante y el público al Auditorio de la Facultad de Ciencias Biológicas de la Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga dando a conocer los resultados e indicando que de este modo se da por finalizado el presente acto académico, siendo las doce del mediodía con treinta minutos; firmando al pie del presente en señal de conformidad.


Dr. Saúl Alonso Chuchón Martínez
Presidente (e)
Miembro – jurado


Dr. José Alarcón Guerrero
Miembro – jurado


Mg. Ruth Elsa Huamán De La Cruz
Miembro – jurado


Dr. Serapio Romero Gavilán
Miembro – asesor


Mg. Luis Uriel Moscoso García
Secretario docente



FACULTAD DE CIENCIAS BIOLÓGICAS
ESCUELA PROFESIONAL DE BIOLOGÍA

DECANATURA - ESCUELA PROFESIONAL DE BIOLOGÍA

CONSTANCIA DE ORIGINALIDAD DE TRABAJO DE TESIS

Nº 067-2025-FCB-D.

Yo, FIDEL RODOLFO MUJICA LENGUA, Director de la Escuela Profesional de Biología de la Facultad de Ciencias Biológicas de la Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga; autoridad encargada de verificar la tesis titulada: **Hongos dermatofitos aislados del pelaje de *Canis lupus familiaris* "perro" y *Felis catus* "gato" sin lesiones dérmicas, Ayacucho 2019**, por ABEDNEGO HENRY QUISPE GOMEZ; he constatado por medio del uso de la herramienta TURNITIN, procesado CON DEPÓSITO, una similitud de 18%, grado de coincidencia, menor a lo que determina la ausencia de plagio definido por el Reglamento de Originalidad de Trabajos de Investigación de la UNSCH, aprobado con Resolución del Consejo Universitario Nº 039-2021-UNSCH-CU.

En consecuencia, la tesis cumple con las normas para el uso de citas y referencias establecidas por la Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga. Se acompaña el INFORME FINAL DE TURNITIN correspondiente.

Ayacucho, 26 de noviembre del 2025.

UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN CRISTÓBAL DE HUAMANGA
FACULTAD DE CIENCIAS BIOLÓGICAS
Escuela Profesional de Biología

Dr. Fidel R. Mujica Lengua
DIRECTOR

Hongos dermatofitos aislados del pelaje de Canis lupus familiaris “perro” y Felis catus “gato” sin lesiones dérmicas, Ayacucho 2019

por ABEDNEGO HENRY QUISPE GOMEZ

Fecha de entrega: 25-nov-2025 06:29p. m. (UTC-0500)

Identificador de la entrega: 2827750009

Nombre del archivo: 1D_QUISPE_GOMEZ_Henry_Abednego_Pregrado_2025_Turnitin.pdf.pdf (481.36K)

Total de palabras: 8644

Total de caracteres: 47181

Hongos dermatofitos aislados del pelaje de Canis lupus familiaris "perro" y Felis catus "gato" sin lesiones dérmicas, Ayacucho 2019

INFORME DE ORIGINALIDAD

18%

INDICE DE SIMILITUD

18%

FUENTES DE INTERNET

1%

PUBLICACIONES

5%

TRABAJOS DEL
ESTUDIANTE

FUENTES PRIMARIAS

1	es.slideshare.net Fuente de Internet	4%
2	repositorio.unp.edu.pe Fuente de Internet	2%
3	docplayer.es Fuente de Internet	2%
4	repositorio.unsch.edu.pe Fuente de Internet	2%
5	alicia.concytec.gob.pe Fuente de Internet	1%
6	pt.scribd.com Fuente de Internet	1%
7	Submitted to Universidad Autónoma de Nuevo León Trabajo del estudiante	1%
8	repositorio.unne.edu.ar Fuente de Internet	1%
9	sedici.unlp.edu.ar Fuente de Internet	1%
10	www.ucm.edu.co Fuente de Internet	1%

11	vsip.info Fuente de Internet	1 %
12	Submitted to Universidad de Cádiz Trabajo del estudiante	<1 %
13	Submitted to Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga Trabajo del estudiante	<1 %
14	www.slideshare.net Fuente de Internet	<1 %
15	doku.pub Fuente de Internet	<1 %
16	dspace.utalca.cl Fuente de Internet	<1 %
17	repositorio.upao.edu.pe Fuente de Internet	<1 %

Excluir citas

Activo

Excluir coincidencias

< 30 words

Excluir bibliografía

Activo