

Los dermatofitos una amenaza zoonótica, características generales, aspectos clínicos para cada especie

Dermatophytes a zoonotic threat, general characteristics, clinical aspects for each species

Rosa Onidia Rómulo Pérez^{a,*}(0000-0002-6518-7705), Zullyt B. Zamora Rodríguez^a (0000-0002-9387-3761), Irán Fernández Torres^a (0000-0002-0780-7988)

^a Centro Nacional de Investigaciones Científicas. Ave. 25 y 158 No 15202. Cubanacán, Playa. Apartado Postal 6414, Ciudad de La Habana, Cuba. CP:12100

*^a rosa.romulo@cnic.cu

Recibido: 13 de octubre de 2021;

Aceptado: 13 de diciembre de 2021;

RESUMEN

Los dermatofitos constituyen una fuente de infección tanto para los animales como para el humano, representando una zoonosis. El objetivo de este trabajo es realizar una revisión actualizada sobre las características generales de los dermatofitos, los aspectos clínicos de cada especie animal infectada y su potencial zoonótico. Para ello se recopiló toda la información publicada que se encontró disponible en la base de datos de PubMed. En esta revisión se describe la distribución mundial de la enfermedad causada por los dermatofitos, el comportamiento zoonótico de la enfermedad, las características fisiopatogénicas, vinculada a la respuesta inmune del hospedero y comportamiento del estrés oxidativo en la tricofitosis bovina. Por otra parte, se expone la clasificación de los dermatofitos, los diferentes métodos de diagnóstico, las características macro y micro de las colonias de dermatofitos y su diferenciación. También se aborda, la forma de transmisión de la enfermedad y los aspectos clínicos de la enfermedad en algunas de las especies de animales, incluyendo al humano. Concluyendo que dermatofitos constituyen una zoonosis, de suma importancia en la actualidad, por lo que, deben ser objeto de vigilancia epidemiológica considerando el término de una sola salud. Por otra parte, es importante considerar, las pérdidas económicas que ocasiona la infestación en el ganado bovino específicamente.

Palabras claves: *Microsporium, Trichophyllum, Epidermophyllum*, Dermatofitosis, Zoonosis.

ABSTRACT

Dermatophytes constitute an infection source for both animals and humans, representing zoonosis. The objective of this work was carry out an updated review on dermatophytes general characteristics, the clinical aspects of each infected animal species and their zoonotic potential. For this, all the published information available in PubMed database was compiled. This review describes the worldwide distribution of disease caused by dermatophytes, the zoonotic behavior of the disease, the physiopathogenic characteristics, linked to the host's immune response and oxidative stress behavior in bovine trichophytosis. On the other hand, the dermatophytes classification, different diagnostic methods, the macro and micro characteristics of the colonies of dermatophytes and their differentiation are exposed. It also addresses the form transmission of the disease and clinical aspects of disease in some animal species, including humans. Concluding that dermatophytes constitute a zoonosis, of great importance at present, therefore, they should be object of epidemiological surveillance considering the term of a single health. On the other hand, it is important to consider the economic losses caused by the infestation in cattle specifically.

Keywords: *Microsporium, Trichophyllum, Epidermophyllum*, Dermatofitosis, Zoonosis.

INTRODUCCIÓN

La dermatofitosis tanto en humanos como en animales es causada por los dermatofitos. Los dermatofitos, son un grupo de organismos, que invaden el estrato córneo de la epidermis (Cruz *et al.* 2017). Las infecciones por dermatofitos son un problema de salud humano y animal en todo el mundo. La infección puede ser transmitida de animal a animal y de animal al humano, causando brotes entre las personas expuestas (Agnetti *et al.* 2014; Dalis *et al.* 2018).

Se han descubierto aproximadamente más de 40 tipos de dermatofitos, que infectan la piel, el cabello y otros tejidos, provocando la aparición de caspa, depilación, exudación, foliculitis, prurito y otros signos clínicos (Xiao y Zhang, 2008; Yang *et al.* 2009). Los agentes causantes de las dermatofitosis, comúnmente conocida como tiña (Papini *et al.* 2010), son los dermatofitos, que son clasificados en antropofílicos, zoofílicos y geofílicos según sus reservorios primarios (Bassiri, 2013). Los antropofílicos se asocian principalmente con los seres humanos y rara vez infectan a los animales (Chermette *et al.* 2008). Los dermatofitos zoofílicos suelen infectar a los animales o están asociados con los animales, pero ocasionalmente infectan a los seres humanos (Chermette *et al.* 2008) y los geofílicos pueden ser patógenos tanto en humanos como en animales (Chermette *et al.* 2008).

La dermatofitosis que infectan al ganado vacuno son los que poseen mayor incidencia en la salud pública. En particular, las infecciones causadas por *Trichophyton rubrum* que se presentan en los trabajadores que se encuentran en contacto directo con el ganado infectado, suelen ser las más comunes (Papini *et al.* 2010). Las principales infecciones del ganado bovino son causadas, por el *Trichophyton verrucosum* (*T. verrucosum*), *Trichophyton rubrum*, *Trichophyton mentagrophytes*, *Trichophyton simii* y *Microsporum gypseum* (Papini *et al.* 2010; Hameed *et al.* 2017).

Los terneros pertenecientes a cualquier sexo, raza, edad en todo tipo de condiciones de la granja se consideran altamente expuestos a la infección por *T. verrucosum* (Papini *et al.* 2010; Swai y Sanka, 2012). Los terneros son más afectados que los adultos, pues aún no poseen inmunidad específica frente a la exposición natural a estos hongos (Agnetti *et al.* 2014). La transmisión se produce a través del contacto directo con animales enfermos, como transmisión indirecta, la de un ambiente infectado, la mala alimentación que conduce a la desnutrición y el mal manejo en general del ganado, así como la falta de rutinas de saneamiento, lo que conduce a facilitar la propagación de hongos (Agnetti *et al.* 2014). La infección es común en aquellos países que tienen un clima cálido y húmedo. En las zonas templadas, el pico de infección suele producirse en verano e invierno (Agnetti *et al.* 2014; Dalis *et al.* 2014).

En México, se ha comunicado una prevalencia de (12,5 %) en bovinos jóvenes (García *et al.* 2012). En Cuba, se reportó una incidencia que oscila entre el 5,3-65 % en los bovinos (Peraza y Roudenko, 1976). Un estudio realizado específicamente en una provincia Granma en Cuba, se determinaron valores de incidencia (0,2 al 3%) del quinquenio (1993-1998) (Ramírez *et al.* 2001).

En Colombia, departamento de Córdoba, se reportó una incidencia de la enfermedad en bovinos (*Bos indicus*) de hasta el 21.3%, situación que pudo ser favorecida por las condiciones agroecológicas de bosque tropical lluvioso, propicias para la presentación de enfermedades micóticas (Cardona *et al.* 2013). Estudios realizados y reportados por otros autores indican que la dermatofitosis es la segunda enfermedad dermatológica más frecuente en bovinos del departamento de Córdoba (Cardona *et al.* 2017; Buitrago *et al.* 2017). Esta enfermedad, se encuentra asociada a grandes pérdidas económicas, ya sea por el control de esta, como por el retraso del crecimiento, la detención de flujo zootécnico, con la consecuente reducción de la producción de carne y la devolución de las pieles por mala calidad. (Bofill *et al.* 2010; Agnetti *et al.* 2014; Dalis *et al.* 2019).

En relación a todo lo anterior, esta revisión, tiene como objetivo fundamental, demostrar de forma actualizada, las características generales de los dermatofitos, los aspectos clínicos de cada especie animal y su potencial zoonótico.

Aspecto zoonótico de los dermatofitos

La Organización Mundial de la Salud, indica que, cerca del 20% de toda la población mundial padece algún tipo de micosis, de los cuales más del 70% ocurre en las poblaciones más vulnerables, los niños y adolescentes. Los agentes etiológicos varían dependiendo del clima, las características culturales y socioeconómicas de cada población” (Ramos, 2020).

Estos procesos infecciosos en humanos al igual que en los animales, son de frecuente aparición en regiones tropicales, sub-tropicales, incluyen países de ingresos bajos y/o medianos y están relacionados directamente con las actividades agrícolas. Es importante destacar que los retrasos o las fallas en el diagnóstico de esta infección micótica, conducen a la aparición de trastornos de la visión (ceguera), a trastornos psicológicos y limitaciones en la capacidad laboral (Zurita, 2017).

La dermatofitosis es una infección micótica, que tiene como agente etiológico más frecuentes *Trichophyton rubrum*. Como resultado de los cambios socio-culturales y de la globalización, emergen otros agentes etiológicos que, con menor incidencia, pero deben ser considerados en la práctica clínica. Actualmente, *T. erinacei* es un dermatofito zoofílico, patógeno del ser humano, que causa una infección inflamatoria y pruriginosa grave (Abarca *et al.* 2017). En los últimos años, algunos casos de tinea corporis han sido reportados relacionados con erizos, principalmente en Asia, (De Brito *et al.* 2019; Kim *et al.* 2018; Phaitoonwattanakij *et al.* 2019) otros países europeos (Kromer *et al.* 2018; Pierrer *et al.* 2015) y solo un caso vinculado a un conejillo de indias en España (Duran *et al.* 2013).

Las especies zoofílicas de *Trichophyton* son esencialmente, patógenos de los animales cuyos huéspedes incluyen mascotas, ganado y animales de vida libre (Čmoková *et al.* 2020). La única especie claramente antropofílica del complejo es *Trichophyton concentricum*, causante de la tinea imbricata (Tokelau) en poblaciones indígenas rurales de las zonas tropicales (Bonikaz *et al.* 2004; Pihet *et al.* 2008). En el pasado, *Trichophyton verrucosum* era la especie más conocida y estudiada de este complejo. Es un conocido agente de dermatofitosis en bovinos y de infecciones zoonóticas, especialmente en trabajadores del sector ganadero (Agnetti *et al.* 2014; Ming *et al.* 2006). Pero, con la introducción de nuevos procedimientos agropecuarios y la vacunación del ganado, la incidencia de esta micosis se ha erradicado en algunas regiones (Kielstein, 1990; Lund *et al.* 2013). Si bien, la incidencia de dermatofitosis causada por *T. verrucosum* en Europa, se redujo significativamente en las últimas décadas, el interés por parte de los médicos veterinarios, se ha despertado por la aparición de infecciones por *T. benhamiae*, cuyo número de infecciones se encuentra en ascenso, no solo en países de Europa, sino también en Japón (Sabou *et al.* 2018; Kimura *et al.* 2015; Hubka *et al.* 2018; Nenoff *et al.* 2014). En los seres humanos, *T. benhamiae* suele ser el agente causante de la tinea corporis y la tinea capitis, transmitidas principalmente por los conejillos de indias, entre otros hospederos como los perros, conejos y roedores (Čmoková *et al.* 2020). Además de *T. benhamiae* *sensu lato*, el complejo incluye otro patógeno emergente asociado con los erizos, *Trichophyton erinacei*, que se informa cada vez más en todo el mundo debido al creciente interés de las personas por seleccionar a los erizos como mascotas domésticas (Huka *et al.* 2018; Barzic *et al.* 2021).

Las mascotas juegan un papel importante en la dinámica de la enfermedad, ya que son una fuente primaria y directa de infección a otros animales y al humano (Betancourt *et al.* 2013). Las infecciones por *M. canis*, en los últimos años, ha incrementado su incidencia entre la población pediátrica y adulta mayor (Miklic *et al.* 2010; Cruz *et al.* 2017).

Tradicionalmente, los perros y gatos han sido las mascotas domésticas más populares en cuanto a la transmisión zoonótica, sin embargo, esta realidad ha cambiado por completo en las últimas décadas (Riley y Chomel, 2005). Los animales exóticos (conejillos de india, erizos) se han convertido en mascotas de moda, y este hecho ha modificado el cuadro de patologías zoonóticas que encontramos en la actualidad (Rivaya *et al.* 2020).

Un estudio realizado desde 1994- 2002, en una población mexicana, donde se estudió la frecuencia de aislamientos de *M. canis* tanto en humanos como en los animales de compañía, se detectaron 1 339 cultivos positivos a dermatofitos, de los que en el 3,43%, se aisló el *Microsporum canis*. Mientras, que en los perros investigados el 1,3% fueron positivos a dermatofitos; de estos 23 perros (4,98 %), en 21 se aisló el *M. canis* y en los otros dos el *M. gypseum* y *Trichophyton*, respectivamente (Segundo *et al.* 2004). En los gatos estudiados, se encontró que el 11,76% fueron positivos a dermatofitos, de los cuales el 38,23% eran positivos a la especie *Microsporum canis* (Segundo *et al.* 2004).

Es importante destacar, que la erradicación de las infecciones dermatofíticas es de difícil manejo, en parte debido al desarrollo de mecanismos resistencia por parte de los dermatofitos frente a los diferentes fármacos antimicóticos y la prolongada duración de los tratamientos. Además, poseen seguridad limitada, a causa del potencial efecto hepatotóxico, ginecomastia e impotencia en el hombre y efecto antiandrogénico al interferir con la biosíntesis de testosterona (Hay, 1994).

Patogenia

En el desarrollo de una infección por dermatofitos, se describen tres etapas, la primera involucra la adherencia de las arthroconidias a los corneocitos, la que ocurre entre las 2 y 6 h de la exposición a este germen. La segunda etapa, se caracteriza por la adhesión específica de carbohidratos expresados en la superficie de los arthroconidias, así como por proteasas secretadas por los dermatofitos como las subtilisinas. Durante esta segunda etapa, se produce la germinación de las conidias fúngicas en la cual los tubos germinales emergen de los arthroconidios y luego penetran en el estrato córneo. El periodo de infestación *in vitro* de corneocitos por *trichophyton*, ocurrió entre 4 y 6 h, completando el proceso de infección en 24 h (Moriello *et al.* 2017). La tercera etapa, está determinada por la invasión de estructuras queratinizadas, ocurre cuando las hifas de los dermatofitos invaden el estrato córneo y crecen en múltiples direcciones, incluso en la unidad folicular para la mayoría de los dermatofitos encontrados en los animales. Aspectos que demuestran que hay 7 días de incubación, las hifas comienzan a formar arthroconidios, completando el ciclo de vida fúngico. A partir de la ocurrencia de estas tres etapas, como etapas de exposición, se presentan las lesiones en la piel entre una o tres semanas posteriores (Moriello *et al.* 2017). Una vez establecida la infestación, los dermatofitos invaden la queratina del pelo y la piel. Las artrosporas fúngicas pueden producir diversas enzimas, como proteinasas, queratinasas y manasas que facilitan la penetración de los mismos en la queratina. Esto provoca tanto una respuesta inmune humoral como celular (Mecklenburg *et al.* 2009).

Los componentes de los dermatofitos que pueden provocar reacciones inmunológicas, incluyen los carbohidratos de la pared celular (quitina y mananos), las proteínas de la pared celular (glucoproteínas) y las queratinasas secretadas. Los individuos con mayor intensidad de la infestación, desarrollan respuestas inmune humoral y celular, frente a las glucoproteínas y queratinasas fúngicas (Miller *et al.* 2013 a).

Respuesta inmune

La respuesta inmune que desencadena el huésped frente a la infestación por dermatofitos, se inicia con la interrelación entre la célula de Langerhans y el dermatofito. Las células de Langerhans, se origina en la médula ósea y es una de las principales células presentadoras de antígenos de la piel, junto con los macrófagos (De Soschin, *et al.* 2000). Al entrar en contacto, los dermatofitos con las células de Langerhans (presentadoras de antígenos), esta procesa los antígenos por la vía endocítica, englobando e internalizando los antígenos para unirlos a los lisosomas. A partir de aquí, se produce degradación del material, que va a resultar en la formación de un péptido antigénico que pasa al retículo endoplásmico rugoso, donde son sintetizadas moléculas del Complejo Mayor de Histocompatibilidad (CMH) tipo II (Abbas *et al.* 2000a). Una de estas moléculas es adicionada al péptido, para finalmente ser expresado péptido y HLA II en la superficie de la célula de Langerhans (Abbas *et al.* 2000a). En este momento la célula de Langerhans ya está preparada para dejar la piel y migrar al ganglio linfático por la vía aferente, donde se alojan linfocitos que no han estado en contacto previo con ningún otro antígeno. En ese sitio la célula de Langerhans presenta el péptido antigénico al linfocito. La unión entre el linfocito T y la célula de Langerhans se hace básicamente por medio del receptor del linfocito T o del TCR-CD3, y el péptido antigénico, junto con el HLA II que tiene en su superficie la célula de Langerhans. En esta comunicación intercelular se requiere además de receptores como las moléculas de adhesión intercelular (ICAM) y el antígeno de función linfocitaria (LFA) (Abbas *et al.* 2000b).

Posterior a la identificación de la presencia del agente infeccioso, por parte de las células inmunes de primera línea, se produce la migración de otras células (polimorfo nucleares neutrófilos y los macrófagos) al tejido. Estos últimos liberan radicales libres derivados del óxido nítrico, que lesionan las estructuras micóticas; sin embargo, los mananos que forman parte de la pared celular son capaces de inhibir la fagocitosis (Nelson *et al.* 2003).

Los neutrófilos son leucocitos polimorfonucleares (PMN), son las principales células fagocíticas encontradas en sangre periférica; correspondiéndose con un 50-70% del total de células de la serie blanca (Lakshman y Finn, 2001). Se les considera la primera línea de defensa contra infecciones bacterianas y fúngicas (Barbieri *et al.* 2005). Los hongos establecen mecanismos de entrada en el huésped, por su localización en el exterior de la célula, la pared es el primer lugar de interacción con el hospedador, jugando un papel muy importante en el desarrollo de la acción patógena fúngica (Nimrichter *et al.* 2005).

Los componentes (β -glucanos y los mananos) de la pared celular fúngica, como componentes antigénicos, generan la formación de anticuerpos que poseen utilidad diagnóstica al detectarse en pacientes con infección (Pazos *et al.* 2006). Esta respuesta humoral, se produce en los estadios de la infestación fúngica. Los anticuerpos (inmunoglobulinas (Ig) (IgG e IgM)), se producen frente a los antígenos naturales de los dermatofitos como son los polisacáridos, las queratinasas, los polipéptidos, el ácido ribonucleico y las glucoproteínas. Otros anticuerpos que se han encontrado elevados son las IgA e IgE, los cuales en general se ha informado que, como respuesta frente a los dermatofitos, son ineficaces para erradicar el hongo de la piel (De Soschin, *et al.* 2005).

Comportamiento del estrés oxidativo en la tricofitosis en terneros.

Un estudio clínico realizado en Jordán, informó que en el 81% de los terneros estudiados se aisló *Trichophyton verrucosum*, mientras que en el 19 % *Trichophyton mentagrophytes*. Los niveles de Zinc (Zn), Cobre (Cu), Selenio y Glutación y la actividad antioxidante enzimática glutación peroxidasa (GSH-Px) y la superóxido dismutasa (SOD) fueron significativamente menores en los animales con dermatofitosis, lo que se acompañó de niveles elevados de Sustancia reactiva al ácido tiobarbitúrico (SRATB) en plasma, en comparación con los animales sanos. La actividad de la SOD, estuvo correlacionada con el cobre sérico y posiblemente con el Zn en animales sanos y en animales enfermos de la misma forma. La actividad de la GSH-Px estuvo altamente correlacionada con los niveles de selenio sérico. Resultados que demostraron que las dermatofitosis alteran el sistema antioxidante enzimático secundariamente frente a los cambios observados en las concentraciones de los cofactores correspondientes (Khaled *et al.* 2010).

Clasificación de los dermatofitos.

En 1934, Chester Wilson Emmons siguiendo las reglas de nomenclatura y taxonomía botánica, clasificó los dermatofitos en solo 3 géneros. Estos dermatofitos pertenecen al Reino: Fungi, División: Eumycota, Subdivisión: Deuteromicotina, Clase: Hyphomycetes, Orden: Hypomycetales y Familia: Moniliaceae (Sarmiento y Trujillo, 2006). La mayoría de los taxonomistas reconocen tres géneros y 37 especies: 21 *Trichophyton*, 15 *Microsporum* y dos *Epidermophyton* (Ruggiero *et al.* 2015).

Se encuentran identificadas más de 40 especies de organismos fúngicos dermatofíticos (Leño y Araújo, 2020).

Los dermatofitos, se clasifican según su hábitat en:

- Dermatofitos Zoofílicos: se encuentran principalmente en animales, pero pueden transmitirse a humanos.
- Dermatofitos Antropofílico: se encuentran principalmente en humanos y, muy rara vez, se transmiten a animales.
- Dermatofitos Geofílicos: se encuentran principalmente en el suelo, donde se asocian con pelo, plumas y pezuñas en descomposición, así como otras fuentes de queratina. Infechan tanto a humanos como a animales (Acha y Szyfres, 2003).

Los dermatofitos son un grupo de hongos filamentosos pertenecientes a los géneros anamórficos: (hongos mitospóricos, asexuales), donde las especies *Microsporum*, *Trichophyton* y *Epidermophyton* se caracterizan por:

- a- Su queratinofilia, es decir, preferencia por desarrollarse sobre la queratina, escleroproteína insoluble presente en la piel y sus anexos.
- b- La actividad queratinolítica, capacidad de producir enzimas (queratinasas) que permiten la asimilación de la queratina como nutriente del hongo.

Diagnóstico de la dermatofitosis

El diagnóstico clínico se realiza de forma fácil en algunas especies, pero en todos los casos es necesario tener en cuenta las características de las lesiones (circunscritas, costrosas y fácilmente sangrantes), su localización y los antecedentes del caso (Cardona, 2016).

El diagnóstico de laboratorio consiste en realizar un examen directo del material sospechoso. La muestra se obtiene mediante raspado cutáneo superficial y profundo, específicamente en la zona periférica de la lesión, este material obtenido se coloca en dos cubre objetos (o porta y cubre) a la que se le adicionan unas

gotas de hidróxido de sodio y/o potasio al 10-20% en el laboratorio (Silveira *et al.* 2007). Las especies de dermatofitos en animales se aíslan como formas asexuales, llamadas anamorfos, que se identifican como género *Microsporium* o *Trichophyton* (Moriello *et al.* 2017).

Microscopía de Fluorescencia

La lámpara de Wood se utiliza en medicina veterinaria para el diagnóstico de dermatofitosis, método utilizado también para el monitoreo de la respuesta frente a un tratamiento determinado. El principio de este método, se basa en la emisión de fluorescencia (color verde-amarillo) por parte de los dermatofitos, al ser irradiados con luz UV (Miller, 2013 b). La detección de fluorescencia para el diagnóstico de los dermatofitos, dentro de los zoofílicos, el *M. canis* y *M. equinum*, son los únicos que fluorescen (verde-amarillento), incluyendo algunos dermatofitos antropofílicos como *M. audouinii*. El método de fluorescencia, bien empleada puede detectar alrededor del 30-45 % de las tiñas en perros y gatos (Viguie y Paugam, 2009). Por otra parte, esta técnica también se puede utilizar mediante la tinción con fluorocromos, como la fluorescencia de blanco de calcofluor (Sigma) o Blankophor (Bayer). Esta técnica se basa, en la propiedad de emitir fluorescencia que tiene la quitina que contiene la pared celular de los hongos. La importancia de esta técnica radica en su sensibilidad, frente al examen directo al microscopio clásico con solución de Hidróxido de potasio (KOH), sin embargo, exige el uso de un microscopio de fluorescencia (Ramos *et al.* 1990).

Cuando las pruebas de diagnóstico de rutina, como el examen con lámpara de Wood, el examen microscópico de los tallos del pelo para detectar elementos fúngicos y el cultivo producen resultados negativos; se indica la realización de biopsias de la piel de las zonas afectadas (Noble, 1998) para el examen histopatológico con tinciones de rutina y especiales para confirmar el diagnóstico (Cornegliani *et al.* 2009). Además, en algunos casos como el *Microsporium gypseum* (hongo geofílico), se realiza la identificación de las colonias de acuerdo con las características morfológicas macroscópicas y microscópicas, tras el cultivo en agar extracto de malta, para así favorecer la conidiogénesis, mediante la observación directa en fresco con KOH y/o azul de lactofenol, y el posterior cultivo en agar de Sabouraud con cloranfenicol y cicloheximida, incubando a 30 °C durante 21 días (García *et al.* 2004). La confirmación de la especie infectante se realiza mediante cultivo, sin embargo, las desventajas del cultivo son el tiempo requerido (a veces hasta cuatro semanas) para obtener el resultado y la menor sensibilidad a la hora de obtener cultivos positivos (Robert y Pihet, 2008). Los métodos de diagnóstico moleculares se han introducido, sobre todo con el objetivo de diferenciar especies difíciles de identificar, como las cepas de *T. interdigitale* y *T. mentagrophytes* (Nenoff, *et al.* 2007).

Técnicas de diagnóstico por biología molecular

Entre las técnicas de biología molecular, se encuentran las determinaciones de los espacios intergénicos ITS1 e ITS2 ITS, (Internal Transcribed Spacer) que incluyen el gen 5,8S rRNA, se determinan por PCR-TR (Polymerase Chain Reaction- real time) y el análisis de AFLP (Amplified Fragment Length Polymorphism), entre otras, que se emplean para la clasificación de las especies y subespecies (Kurtzman, 2014). El diagnóstico correcto por este método depende de la capacidad del profesional para la toma de muestra y la observación al microscopio. La confirmación de la especie infectante se realiza mediante cultivo. (Robert y Pihet, 2008).

Los métodos moleculares basados en PCR-TR, son técnicas que contribuyen a la identificación de dermatofitos (Gnat *et al.* 2019, Arzah *et al.* 2019), por su alta especificidad y sensibilidad para la detección de los dermatofitos a partir de muestras clínicas, e incluso cuando los cultivos evaluados por métodos convencionales son negativos (Ohst *et al.* 2016; Gnat *et al.* 2019; 2020). Estos métodos de qPCR hasta ahora solo se han utilizado ocasionalmente en micología veterinaria. Dicha técnica, demostró ser útil para detectar dermatofitos y monitorear los establos en casos de tiña en ganados portadores (Łagowski *et al.* 2021).

Características del Genero *Microsporium*

La descripción del género *Microsporium*, se realizó en 1843 cuando Gruby identificó *M. audouinii*. Años después, en 1902 Bodin, describió *M. canis*, el cual ha recibido desde entonces diferentes sinónimos como *M. felinum*, *M. equinum*, *M. lanosum*, *M. pseudolanosum* y *M. obesum*, entre otros (Arenas, 2003; Arenas,

2008). Este género de dermatofito, es el causante de la tiña de la cabeza, tiña corporis (cuerpo), entre otras que afectan otras partes del cuerpo, como las manos, la ingle, los pies y las uñas. Es un hongo filamentoso queratinofílico, se caracteriza por la formación de colonias algodonosas o pulverulentas, de color blanco o parduzco. Las macroconidias hifas son hialinas, multiseptada, de forma variada, fusiforme, en forma de hueso, son de mayor tamaño (40-150 x 8-15 µm) que las del *Trichophyton* y *Epidermophyton*. Son puntiagudas en ambos extremos y con pared celular gruesa, equinulada, y divididas en compartimentos que varían desde 2 a 15 µm por septos transversales. Las microconidias son hialinas, unicelulares piriformes e incluso pueden estar ausentes, y el tamaño oscila entre 2,5-3,5 x 4-7 µm. Las diferencias de este género de *Trichophyton* se basan esencialmente en la rugosidad de la pared celular macroconidial, aunque en la práctica a veces puede ser difícil de observar (Vidal, 2013).

Se han descrito diecisiete especies; dentro de las más significativas se encuentran *Microsporium gallinae*; *Microsporium ferrugineum*; *Microsporium distortum*; *Microsporium nanum*; *Microsporium canis*; *Microsporium gypseum*; *Microsporium canis* (Vidal, 2013).

El género *Epidermophyton*, crece en forma de 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 floccosas y estériles (Weitzman y Summerbell, 1995; Rubio *et al.*, 1999). Microscópicamente se caracteriza por presentar abundantes macroconidias en racimo o aisladas y por la ausencia de microconidias. Las macroconidias tienen forma de masa, la pared suele ser lisa y moderadamente gruesa, los extremos redondeados y presentan de 1 a 9 septos. Sólo tiene 2 especies conocidas, la *Estockdaleae* (no patógena) y *E. floccosum* o *Trichophyton inguinales*, *Trichophyton cruris*, la única especie patógena para el hombre y constituyendo la especie tipo.

En estudios realizados en Chile en el periodo (1980 -2010) por Cruz y Carvajal, (2018), las infecciones por *E. floccosum* ocurrieron principalmente en adultos jóvenes y casi no hubo casos en las edades extremas de la vida, situación distinta a lo que ocurre con otros dermatofitos, por ejemplo, *M. canis*, que en los últimos años ha aumentado entre la población pediátrica y adulta mayor (Cruz *et al.* 2017).

Características del Genero *Trichophyton*

El género *Trichophyton*, fue nombrado por Malmsten en 1845, descubriendo las especies *T. mentagrophytes* y *T. tonsurans* (Bonifaz, 2012). Este género se caracteriza por presentar microconidios abundantes, globosos o piriformes, y macroconidios de paredes delgadas, lisas y fusiformes (Arenas, 2008; Larone, 2011). De este género se han identificado seis especies, el *Trichophyton rubrum*, *tonsurans*, *interdigitale*, *mentagrophytes*, *violaceum* y *verrucosum*.

Dentro de las características del *T. rubrum*, se destacan que posee un crecimiento moderado entre 4 a 10 días, son de color blanco con pigmento difuso, la colonia posee vellosidades, de aspecto algodonoso o granuloso y plano, por el reverso se observa una coloración rojo sangre. Las colonias del *T. mentagrophytes* son de color blanco marfil, de aspecto granulosa, pulverulenta, plana con el centro acuminado y en el reverso puede llegar a presentar un color vinoso (no siempre). La variedad *interdigitale*, produce mayor cantidad de pigmento que se difunde al medio (Arenas, 2008). *T. tonsurans*, se caracteriza por presentar colonias también de crecimiento moderado, entre 4 y 14 días, tienen aspecto aterciopelado, de color beige a marrón, en su superficie presentan variabilidad, por lo que pueden ser crateriforme, cerebriforme o acuminada, al reverso del medio, se observa un pigmento café oscuro difuso. Se debe destacar que, para su crecimiento, la especie requiere una fuente parcial de Tiamina (Bonifaz, 2012; Larone, 2011).

En Chile, al igual que en otros países, *T. rubrum*, especie antropofílica, ha predominado ampliamente, seguido por *T. mentagrophytes* y *M. canis*. (Cruz *et al.* 2011). *Epidermophyton floccosum* es una especie de baja frecuencia en la mayoría de los países, incluso ha desaparecido en algunos (Rezaei *et al.* 2016).

De forma resumida se expone en la tabla 1, la descripción de diferentes especies de dermatofitos, su origen distribución geografía y apariencia macroscópica de las colonias, con el objetivo de establecer diferencias entre ellas y lograr un diagnóstico adecuado.

Tabla 1. Descripción de diferentes especies de dermatofitos, origen y características de las colonias

| Especies | Origen y apariencia de las colonias |
|--|---|
| <i>M. .audouinii</i> | Antropofílico. Colonias expandidas, densas, blancas, Gris o marrón. Crecimiento pobre en medio de cultivo de grano de arroz |
| <i>M. canis</i> | Zoofílico (gato y perro). Colonias brillantes, blanco, con aspecto algodonoso con un amarillo brillante por el reverso. |
| <i>M. equinum</i> | Zoofílico (caballo). Colonias similar al <i>M. canis</i> , pero no tiene pigmentos amarillos .y falta de crecimiento en los granos de cebada. |
| <i>M. ferrugineum</i> | Antropofílico. Colonias restringidas en cúmulo, de aspecto algunas veces amarillas y otras rojas. |
| <i>M. gypseum</i> | Geofílicos. Colonias expandida, en polvo marrón o marrón en la superficie |
| <i>M. nanum</i> | Zoofílico (cerdo). Colonias con aspecto delgado, polvoriento y con superficie marrón |
| <i>M. persicolor</i> | Zoofílico (rata de campo) .Colonias de características llano, polvoriento y algodonoso, forma pigmento rosado en los medios libres de azúcar. |
| <i>T. equinum</i> | Zoofílico (caballo). Sus colonias son de crecimiento rápido, aspecto algodonado, aterciopelado, blanco, con pigmentos difusibles de color amarillo brillante en la parte del reverso. |
| <i>T. gallinae</i> (<i>M. gallinae</i>) | Zoofílico (aves). Colonias de color blanco a rosado, irregularmente arrugadas con grietas a lo largo de la cima de los pigmentos rojos difusibles que sobre salen |
| <i>T. interdigitale</i> | Antropofílico. Sus colonias son de aspecto algodonoso denso, con superficie polvorienta, blanco, crema o marrón |
| <i>T. mentagrophytes</i> | Zoofílico (vaca, caballo, ratón y otros). Las colonias pueden ser variables, usualmente blanco o marrón con superficie polvorienta, con color rojo o marrón en el reverso. crece rápido y las colonias a menudo irradian y toman forma estrellada |
| <i>T. rubrum</i> | Antropofílico. Las colonias pueden ser extendidas o no difusas en el medio, de aspecto algodonoso, llanas y polvorientas, de coloración blanca, con pigmentos rojos o amarillos en el reverso. |
| <i>T. tonsurans</i> | Zoofílico. Aspecto polvoriento de amarillo a marrón, en el centro se acumulan y se arrugan. El reverso puede tener pigmentos difusibles de color marrón amarillento. |
| <i>T. verrucosum</i> | Zoofílico (vaca y caballo). Colonias con superficie llana, se acumulan y forman arrugas, de color blanco a amarillo pálido. |
| <i>T. violaceum</i> | Antropofílico. Colonias con superficie llana, aspecto húmedo y arrugado. Superficie de color violeta oscuro que se recubre con un suave y pequeño micelio aéreo. |
| <i>Epidermophyton floccosum</i> | Antropofílico. Colonias de coloración marrón fuerte. Superficie irregular amarilla, que se acumula con arrugas irradiantes. |

TRANSMISIÓN

La mayoría de los dermatofitos en animales se transmiten con facilidad a otros huéspedes susceptibles, incluso a humanos, por contacto directo o por la contaminación del ambiente. En el caso del *M. nanum* de los cerdos y *T. gallinae* de las aves rara vez se transmiten a los humanos, aunque son contaminantes ambientales y pueden ser fuente de transmisión, cuando las costras y pelos caen al suelo y se desecan. Estas costras secas, se quedan adheridas a las paredes, postes, así como también pueden ser transmitidas a través de vectores como los roedores, perros y gatos, y según criterios no confirmados, algunos artrópodos (moscas domésticas, piojos y otros). La enfermedad tiene una presentación enzoótica marcadamente estacional desapareciendo con el inicio de las lluvias en el verano (Tarradas *et al.* 2000). Después de 21-42 días los cultivos de raspado de la piel son positivos y el hongo puede permanecer en el tejido hasta 106 días, período durante el cual se elimina al exterior, propagándose (Bofill *et al.* 2010). Otras fuentes primarias importantes de transmisión para los humanos y especialmente para los niños lo constituyen los animales caseros, como perros y gatos (García y Blanco, 2000). Existen factores predisponentes, para la presentación de la enfermedad dermatofítica, dentro de los que se destacan la especie animal, la edad, la raza, enfermedades que generen inmunosupresión, o tratamientos con medicamentos inmunosupresores tanto en humanos como en animales (Gutiérrez *et al.* 2009). Comúnmente hay condiciones como la dieta, hacinamiento, enfermedades inmunosupresoras, fármacos, son predisponentes que hacen que el hospedador de un patógeno pueda presentar signos de enfermedad o no (Miller *et al.* 2013a).

La prevención y el control de la enfermedad es uno de los objetivos fundamentales de los especialistas de la medicina veterinaria, por el potencial zoonótico de la dermatofitosis, se hace necesario, la confirmación rápida de la infección en los animales y el establecimiento del tratamiento apropiado, limitando así la contaminación del medio ambiente y el contagio de otros animales o seres humanos (Leão y Araújo, 2020; Sheinberg *et al.* 2017). Para el éxito del tratamiento farmacológico aplicado, también se deben mejorar el ambiente, mejorar el sistema inmune de los animales y reduce el contagio tanto a humanos como a otros animales. (Villegas, 2015).

Aspectos clínicos de cada especie animal incluyendo al humano

Todos los animales domésticos son susceptibles a los dermatofitos. Los hongos más comunes varían según el huésped. Se consideran susceptibles a la Tiña todos los mamíferos, aves e incluso reptiles. Debido al desarrollo, número y concentración de la masa ganadera bovina especialmente los terneros, ovinos, porcinos y aves en todo el mundo y en particular en nuestro país (García y Blanco, 2000), son las especies mayormente afectadas. No obstante, la padecen los equinos, caprinos, conejos, perros, gatos e incluso se han notificado ofidios afectados por distintos hongos (García y Blanco, 2000). Debido a la presentación pleomórfica de las lesiones, su naturaleza infecciosa y contagiosa y su potencial zoonótico, la dermatofitosis es una enfermedad importante en la medicina de pequeños animales (Moriello, *et al.* 2017)

SIGNOS CLÍNICOS

Las lesiones dermatofíticas se caracterizan por tener zonas de alopecia, descamación, costras, eritema y prurito, que se presentan en grados diversos. Ocasionalmente, los dermatofitos mueren en el centro de la lesión y esta área se resuelve, dejando una lesión con forma de anillo. En los animales, este patrón es relativamente poco frecuente. El pelo de la región afectada suele ser frágil y quebrarse cerca de la superficie de la piel, dando a menudo una apariencia de "rasurado" a la lesión; es posible ver mechones de pelo cortado a través de escamas y costras. La pérdida del pelo no es permanente a menos que el folículo haya sido dañado por la inflamación. En la mayoría de los casos, existe cierto grado de foliculitis; las pápulas y pústulas que incluyen el folículo del pelo o la dilatación del orificio cónico del folículo piloso sugieren la existencia de dermatofitosis en animales pequeños. En animales, las dermatofitosis pueden ser pruriginosas o no. En general, los animales pequeños son los más afectados. Las infecciones asintomáticas son comunes, especialmente en animales adultos (Rubeiz y Tannous, 2004). Según la localización, se manifiestan por afección pilosa, engrosamiento ungueal o por placas con eritema y descamación con bordes activos (Arenas, 2011).

GANADO BOVINO

En los bovinos las lesiones se presentan como placas de forma circular, (lesiones focales de 1 cm hasta afecciones dérmicas extensivas generalizadas) de color blanco grisáceo, secas y bien delimitadas, se localizan en la cabeza y cuello, y en ocasiones en miembros posteriores y anteriores y región escrotal.

(Rodríguez *et al.* 2002). Con mayor frecuencia, la enfermedad se presenta como lesiones perioculares no pruriginosas en terneros. Las vacas y vaquillonas pueden presentar lesiones en el pecho y las extremidades, y los toros en la papada y la piel de la zona intermaxilar. Algunas áreas pueden supurar y presentar costras gruesas. También pueden observarse lesiones que semejan escaras de color marrón claro; cuando estas escamas se caen, dejan una zona de alopecia. Las lesiones suelen resolverse espontáneamente en 2 a 4 meses (Acha y Szyfres, 2003).

EQUINOS

Trichophyton equinum es la causa más común de dermatofitosis equina en el mundo. Otros dermatofitos aislados con menor frecuencia comprenden *T. mentagrophytes*, *T. verrucosum*, *M. equinum* y *M. gypseum*. La dermatofitosis se presenta en todas las épocas del año, siendo más frecuente en otoño e invierno en regiones de clima templado, en especial en animales confinados. En regiones de clima tropical o subtropical, la dermatofitosis es más común durante la época de lluvias cuando las poblaciones de insectos mordedores abundan. Los brotes frecuentes de dermatofitosis se observan cuando los caballos se reúnen para fines de entrenamiento, carreras y reproducción. (Scott y Miller, 2004). En esta especie, la mayoría de las lesiones dermatofíticas causadas por *T. equinum* se localizan en la zona de la cara, cuello, región dorso lateral del tórax y el área de la cincha, principalmente áreas de contacto con la montura y otros artículos de montar. Las regiones menos afectadas son las patas, la cola y la crin (rara vez o nunca). Clínicamente, se presentan como lesiones escamosas con pelos quebradizos, pruriginosas, con laceraciones exudativas, alopécicas y engrosadas (White y Yu, 2006).

OVINOS Y CAPRINOS

En las ovejas y cabras, se aíslan *T. verrucosum* y el *M. canis*. Clínicamente, se caracteriza por presentar lesiones circulares alopécicas con escamas gruesas, localizadas en la cabeza y la cara. Estas lesiones se hacen visibles cuando esquila a los animales, pues se desarrollan por debajo de la lana (Scott y Miller, 2004).

CERDOS

Los dermatofitos mayormente identificados en los cerdos es el *M. nanum*. En los cerdos se desarrollan lesiones rugosas cubierta por una escara delgada, marrón y fácilmente removible o por una región inflamada en forma de anillo que se expande. Este dermatofito es raramente zoonótico. Las infecciones dermatofíticas suelen ser asintomáticas en cerdos adultos (Cervantes, 2003).

PERROS Y GATOS

En los perros las lesiones se caracterizan por presentar alopecia, eritema, descamación y prurito en diferentes partes del cuerpo (cara, cuello, tórax, abdomen y región dorsal). En los gatos se pueden presentar lesiones alopécicas circulares eritematosas activas o pasivas conocidas como “querión”, además de rinitis y estomatitis, asociadas a esta (Ziglioli *et al.*, 2016). Se debe destacar que la prevalencia de las dermatofitosis es más elevada en la especie felina que en la canina, a pesar de que en los gatos se diagnostica menos debido a la existencia de portadores asintomáticos, mientras que, en los perros, con frecuencia esta sobre diagnosticada, ya que las lesiones son muy similares a las observadas en otras dermatosis de etiología diversa, lo que conduce en ocasiones al fracaso terapéutico por un diagnóstico errado (Cervantes, 2003).

ROEDORES

Son comunes las variedades de *T. mentagrophytes* entre los roedores. Ocasionalmente se observan las especies *Microsporum*, entre ellas, *M. persicolor* (Harkness y Wagner, 1983). La mayoría de los roedores infectados con *T. mentagrophytes* son asintomáticos o presentan pocos signos clínicos. En ratones, se pueden observar áreas de alopecia parcial o completa, eritema, escamas y escaras, a menudo, en la cola. En ratas, las lesiones suelen encontrarse en el lomo. Los cobayos comúnmente desarrollan lesiones pruriginosas, zonas inflamadas, sin pelo, en forma ovalada, con costras o escamas; estas lesiones primero aparecen en la cara y luego se propagan a los miembros inferiores o el lomo (Harkness y Wagner, 1983).

CONEJOS

La especie de dermatofito más común que infecta al conejo es el *T. mentagrophytes*. En esta especie la dermatofitosis ocurre con mayor frecuencia en animales pequeños recientemente destetados. Las lesiones se presentan con alopecia focal, con eritema, costras y escaras alrededor de los ojos, la nariz y las orejas, con lesiones secundarias en las patas. La enfermedad suele ser auto limitante (Harkness y Wagner, 1983; Muller *et al.* 1989).

AVES

Las aves son frecuentemente infectadas por el *T. gallinae*, es un dermatofito habitual en las aves, incluso en aves de corral, canarios y palomas. Este dermatofito raramente zoonótico. Ocasionalmente se pueden aislar el *M. gypseum* y *T. simii*. De algunas lesiones (Muller *et al.* 1989). En las aves, pueden aparecer zonas desplumadas en forma de anillo con escamas, automutilación, pruriginosas en la cara y el cuello (Cervantes, 2003).

TRICOFITOSIS EN HUMANOS

En los humanos, las dermatofitosis se conocen como “tiña” y su nombre hace referencia a la región corporal involucrada. Las infecciones se pueden propagar a otras áreas; la tiña corporal en niños, por ejemplo, es el resultado de la infección con tiña tonsurante que se extendió al rostro. (Rubeiz y Tannous, 2004; Szepietowski y Schwartz, 2004). Clínicamente, las infecciones por tiña se clasifican de acuerdo con la profundidad y la región del cuerpo afectada; precedido por la palabra Tinea, a saber: Tinea barbae, Tinea capitis, Tinea corporis, Tinea cruris, Tinea manuum, Tinea pedis, Tinea unguium (Tarango, 2011).

Las dermatofitosis son infecciones frecuentes y se manifiestan como causas importantes de pérdida de cabello y uñas, inflamación, pústulas, picazón y descamación, por lo que son un desafiante problema en dermatología (Fuller, 2009). La confirmación de la sospecha diagnóstica mediante estudio micológico es fundamental para el médico clínico, por lo que debe ser solicitado antes del inicio del tratamiento (Quindos, *et al.* 2015). *Epidermophyton floccosum*, junto a las especies de los géneros *Microsporum* y *Trichophyton* son agentes etiológicos que poseen diferentes formas clínicas de dermatofitosis (Quindos, *et al.* 2015).

Cambios significativos en la epidemiología, etiología y patrón clínico de estas infecciones se han observado en los últimos años en distintos continentes (Havlickova y Czaika, 2008; Zhan y Liu, 2017). Las migraciones, la aparición de nuevos agentes antifúngicos, la popularización de los zapatos de cuero, zapatillas de deporte y la mejora de la higiene son probables responsables de este cambio (Zhan y Liu, 2017).

CONCLUSIONES

Los dermatofitos constituyen una zoonosis, de suma importancia en la actualidad, por lo que, deben ser objeto de vigilancia epidemiológica considerando el término de una sola salud. Por otra parte, es importante considerar, las pérdidas económicas que ocasiona la infestación en el ganado bovino.

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Abarca, M.L., Castella, G., Martorell, J., Cabanes, F.J. (2017). Trichophyton erinacei in pet hedgehogs in Spain: Occurrence and revision of its taxonomic status. *Med Mycol*, 55,164–72.
- Abbas, Abul K., H. Andrew, Lichtman MD., & Pillai, S. (2000). Cellular and Molecular Immunology, 9th Edition. Abbas; San Francisco, California. Book. a
- Abbas, AK., Lichtman, AH., Pober, JS. Activation of T lymphocyte. (2000). Cellular and Molecular Immunology, Philadelphia: Saunders; ed.4; p 101-182. b
- Acha, P.N., & Szyfres, B. (2003). Pan American Health Organization [PAHO]). Zoonoses and communicable diseases common to man and animals. Volume 1. Bacterioses and mycoses. 3rd ed. Washington DC: PAHO; *Scientific and Technical Publication No. 580*. Dermatophytosis, p, 332- 339.
- Agnetti, F., Righi, C., Scoccia, E., Felici, A., Crotti, S., Moretta, L., Moretti, A. *et al.* (2014). *Trichophyton verrucosum* infection in cattle farms of Umbria (Central Italy) and transmission to humans. *Mycoses*, 57, 400–405.
- Arenas, R. (2003). Dermatofitosis. *Micología Ilustrada*. 2ª Ed., México, Me Graw 15, Hill – interamericana, 61-81.
- Arenas, R. (2008). Dermatofitosis. *Micología Médica Ilustrada* Capítulo., McGrawHill: México, DF, p, 61 – 82, 403.
- Arenas, R. (2011). *Micología médica ilustrada*. McGraw-Hill Interamericana de España S.L, ISBN 978-607-15-0510-1. Consultado el 19 de agosto de 2020.
- Azrad, M., Keness, Y., Nitzan, O., Pastukh, N., Tkhawkho, L., Freidus V., Peretz A. (2019). Cheap and Rapid In-House Method for Direct Identification of Positive Blood Cultures by MALDI-TOF MS Technology. *BMC Infect. Dis*,19,72.
- Barbieri, P.G., Flores, G.J., Vignoletti, F. (2005). El neutrófilo y su importancia en la enfermedad periodontal. *Av Periodon Implantol.*, 17, 1, 11-16.
- Barzic, C.L., Cmokova, A., Denaes, C., Arné, P., Hubka, V., Guillot, J., Risco, C.V. (2021). Detection and control of dermatophytosis in wild European hedgehogs (*Erinaceus europaeus*) admitted to a French wildlife rehabilitation centre. *J Fungi*,7,74.
- Bassiri, J.S. (2013). Epidemiological trends in zoophilic and geophilic fungi in Iran. *Clin Exp Dermatol*, 38, 13–19.
- Betancourt, O., Salas, V., Otarola, A., Zaor, L., Salas, E. & Neumann, J. (2009). *Microsporum canis* en gatos dermatológicamente sanos en Temuco, Chile. *Rev Iberoam Micol* ,26, 206-210.
- Bofill, P.W., Ramírez, J., Montañez, L.R., García, M. Pérez, I., & Percedo, A. (2010). Dermatomicosis. En: *Manual de Enfermedades Infecciosas*. (T - III). Editorial Félix Varela, La Habana, Cuba, ISBN 978-959-07-0299 – 0, 86 – 103.
- Bonifaz, A. (2012). Dermatofitosis. *Micología Médica Básica*, Capítulo 7, 4 edición, McGrawHill: México, p ,93 – 130 600.
- Bonifaz, A., Archer, D.C., Saúl, A. (2004). Tinea imbricata or Tokelau. *Int J Dermatol.*, 43,506–510.
- Buitrago, M.J., Díaz, C.M., Suarez, C. A., Cardona, A.J. (2017). Distribución geográfica de la casuística clínica bovina del servicio ambulatorio de grandes animales de la Universidad de Córdoba (Colombia), *Rev Med Vet*, 34, 101-113.
- Cardona Castro, N. & Uribe MP. (2013). Mecanismos de adherencia e invasión de dermatofitos a la piel, *Rev CES Med*, 27(1), 67-75.
- Cardona, J. (2016). Conceptos generales sobre dermatología tropical en grandes animales. *Mem I Seminario Internacional de Reproducción y Clínica en Bovinos, Ovinos y Equinos*. Bogotá, Colombia.
- Cardona, J., Martínez, M. & Maza, L. (2017). Casuística clínica más frecuente en el servicio ambulatorio de grandes animales de la Universidad de Córdoba, Colombia. *Rev colombiana Cienc Anim*, 9, 66-72.
- Chermette, R., Ferreiro, L., & Guillot, J. (2008). Dermatophytoses in animals. *Mycopathologia*, 166, 385–405.
- Čmoková, A., Kolařík, M., Dobiáš, R., Hoyer, L.L., Janouškovcová, H., Kano, R., *et al.* (2020). Resolving the taxonomy of emerging zoonotic pathogens in the *Trichophyton benhamiae* complex. *Fungal Divers*, 104,333–387.

Cornegliani, L., Persico, P., & Colombo, S. (2009). Canine nodular dermatophytosis (kerion), 23 cases, *Vet Dermatol*, 20, 185-190.

Cruz, R. & Carvajal, L. (2018). Frequency of *Epidermophyton floccosum* in isolated dermatophytea laboratory from the Region of Valparaíso, Chile. Time frame, (1990-2010), Laboratorio de Micología (RC, LC). Hospital Carlos van Buren, Valparaíso, Chile. Unidad de Infectología (RC). *Rev. Chilena Infectol*, 35 (3), 262-265

Cruz, R., Carvajal, L., Pérez, S. & Rodríguez, V. (2017). Aislamiento de *Microsporum spp* en dermatofitosis en pacientes de la región de Valparaíso. *Chile. Rev. Argent Dermatol*, 98 (1), 2-5

Cruz, R., Ponce, E., Calderón, L., Delgado, N., Vieille, P., Piontelli, E. (2011). Micosis superficiales en la ciudad de Valparaíso, Chile: Período 2007-2009, *Rev chilena Infectol*, 28 (5), 404-9.

Dalis, J.S., Kazeem, H.M., Kwaga, J.K.P. & Kwanashie, C.N. (2014). An outbreak of ringworm caused by *Trichophyton verrucosum* in a group of calves in Vom, Nigeria. *Afr J Microbiol Res*, 8, 783–787.

Dalis, J.S., Kazeem, H.M., Kwaga, J.K.P. & Kwanashie, C.N., (2019). Prevalence and distribution of dermatophytosis lesions on cattle in plateau state, Nigeria, *Vet World*, 12(9), 1484–1490.

Dalis, J.S., Kazeem, H.M., Kwanashie, C.N., Yakubu, B., Owolodun, O.A. & Jambol, R.A. (2018). Molecular characterization of dermatophytes isolated from cattle in plateau state, Nigeria, *Vet Microbiol*, 219, 212.

De Brito, M., Halliday. C., Dutta. B., Fanning. E., Kossard. S., Curtin. L., Murrell. D.F. (2019). A prickly souvenir from a hedgehog cafe: tinea manuum secondary to *Trichophyton erinacei* via international spread., *Clin Exp Dermatol*.

De Soschin, D.M. *et al.* (2000). Micosis Superficiales. www.Galderma.com Disponible en: http://www.galderma.com.mx/pac/Pac2/d2_p9.Htm. The major histocompatibility complex. Abbas AK, Lichtman AH, Pober JS. *Cellular and Molecular Immunology*, ed.4; Philadelphia: Saunders, p, 63-78.

Duran, V.M.T., Sanz, R.N., Almagro, M. M., Gomez, G.J.L. (2013). Facial skin lesion in an eleven-year-old child., *Enferm Infecc Microbiol Clin.*, 31, 266–7.

Fuller, L.C. (2009). Changing face of tinea capitis in Europe. *Curr Opin Infect Dis.*, 22, 115-8.

García M.P., Ruiz, A.J., García A.L., Linares, M. (2004). Dermatophytoses due to *Microsporum gypseum*. report of eight cases and literature review. *Rev Iberoam Micol*, 21, 147.

García, L., López, R., Ramírez, R., Rodríguez, L., Nevárez, M. (2012). Descripción de un brote de dermatofitosis en bovinos en el trópico mexicano, *Revista Red Vet*, Vol. 13

García, M.E., & Blanco, J.L. (2000). Principales enfermedades fúngicas que afectan a los animales domésticos. *Revista Iberoamericana de Micología*, 2-7.

Gnat, S., Łagowski, D., Nowakiewicz, A., Dyląg, M. (2019). Molecular Methods for Diagnostics of Dermatophytes—Review of Available Techniques and Evaluation of Their Advantages and Disadvantages in Implementation for in Routine Use. *Postępy Mikrobiol. Adv. Microbiol*, 58,483–494.

Gnat, S., Łagowski, D., Nowakiewicz, A., Dyląg, M., Osińska, M., Sawicki, M. (2021). Detection and Identification of Dermatophytes Based on Currently Available Methods—A Comparative Study. *J. Appl. Microbiol.* 130,278–291.

Gnat, S., Łagowski, D., Nowakiewicz, A., Osińska, M., Kopiński, Ł. (2020). Population Differentiation, Antifungal Susceptibility, and Host Range of *Trichophyton* Dermatophytes Isolates Causing Recalcitrant Infections in Humans and Animals. *Eur. J. Clin. Microbiol. Infect. Dis*, 39, 2099–2113. doi: 10.1007/s10096-020-03952-2. [PMC free article] [PubMed] [CrossRef] [Google Scholar]

Gutiérrez, G. D. C., Sánchez, C. I., & Manrique, A.F.G. (2009). Micosis superficiales y cutáneas en una población geriátrica de Tunja. *Revista de la Facultad De Medicina*, 115-123.

Hameed, K., Riaz, C.F., Nawaz, M.A., Naqvy SMS, N., Gräser, Y., Kupsch, C. (2017). *Trichophyton verrucosum* infection in livestock in the chitral district of Pakistan. *J Infect Dev Ctries*, 11, 326–333.

Harkness, J.E., Wagner, J.E. (1983). The biology and medicine of rabbits and rodents. 2nded. Philadelphia: Lea and Febiger, Dermatophytosis, p, 115-117.

Havlickova, B., Czaika, V. A. (2008). Friedrich M. Epidemiological trends in skin mycoses worldwide. *Mycoses*, 51, 2-15.

Hay, R.J. (1994). Antifungal therapy of yeast infections. *J Am Acad Dermatol*. 1994, 31(3), 6-9.

Hubka, V., Čmoková, A., Peano, A., Větrovský, T., Dobiáš, R., Mallátová, N., et al, (2018). Zoonotic dermatophytoses: clinical manifestation, diagnosis, etiology, treatment, epidemiological situation in the Czech Republic. *Čes Slov Dermatol*, 93,208–235.

Hubka, V., Peano, A., Cmokova, A., Guillot, J. (2018). Common and emerging dermatophytoses in animals: well-known and new threats, p 31–79. In Seyedmousavi S, de Hoog GS, Guillot J, Verweij PE (ed), *Emerging and epizootic fungal infections in animals*. Springer, Cham, Switzerland.

Khaled, M.A.Q., Ahmad, A.G. & Maysa'a M.A.S. (2010). Trace Minerals Status and Antioxidant Enzymes Activities in Calves with Dermatophytosis. *Biol Trace Elem, Res*, 136,40–47.

Kielstein, P. (1990). Systematic control of dermatophytosis profunda of cattle in the former GDR. *Mycose,s* 33,575–580.

Kim, J., Tsuchihashi, H., Hiruma, M., Kano, R., Ikeda, S. (2018). Tinea corporis due to Trichophyton erinacei probably transmitted from a hedgehog. *Med Mycol J*, 59, E77–9.

Kimura, U., Yokoyama, K., Hiruma, M., Kano, R., Takamori, K., Suga, Y. (2015). Tinea faciei caused by *Trichophyton mentagrophytes* (molecular type *Arthroderma benhamiae*) mimics impetigo: a case report and literature review of cases in Japan. *Med Mycol J*, 56, E1–E5.

Kromer, C., Nenoff, P., Uhrlass, S., Apel, A., Schon, M.P., Lippert, U. (2018). Trichophyton erinacei transmitted to a pregnant woman from her pet hedgehogs. *JAMA Dermatol*, 154, 967–8.

Kurtzman, C. P., & Robnett, C. J. (2014). Description of *Kuraishia piskuri* f.a., sp. a new methanol assimilating yeast and transfer of phylogenetically related *Candida* species to the genera *Kuraishia* and *Nakazawaea* as new combinations. *FEMS Yeast Research*, 14 (7),1028-1036.

Łagowski, D., Gnat, S., Nowakiewicz, A., Trościańczyk, A. (2021). Real-Time PCR as an Alternative Technique for Detection of Dermatophytes in Cattle Herds. *Animals (Basel)*, 11(6), 1662.

Lakshman, R., Finn, A. (2001). Neutrophil disorders and their management. *J Clin Pathol Jan*, 54(1),7-19.

Larone, D. (2011) *Medically Important Fungi: A Guide to Identification, Dermatophytes*, ASM Press. Washington, Dc. p, 256 – 266, 485.

Leão, A., Araújo, A.K.L. (2020). Aspectos clínicos, diagnósticos e terapêuticos da dermatofitose em cães e gatos e sua importância como zoonose. *Revista Brasileira de Educação e Saúde*, 10(1), 86-94.

Lund, A., Bratberg, A.M., Næss, B., Gudding, R. (2014). Control of bovine ringworm by vaccination in Norway. *Vet Immunol Immunopathol*, 158,37–45.

Mecklenburg, L., Linek, M., & Tobin, D. J. (2009). Hair loss disorders in domestic animals. Iowa, Wilwy-Blackwell.

Miklic, P., Skerlev, M., Budimcic, D., & Lipozencic, J. (2010). The frequency of superficial mycoses according to agents isolated during a ten-year period (1999-2008) in Zagreb area, Croatia. *Acta Dermatovenerol Croat*, 18, 92-8.

Miller, W. H., Griffin, C. E., & Campbell, K. L. (2013). *Muller & Kirk's Small Animal Dermatology*. St. Louis, Missouri, ELSEVIER b

Miller, W.H., Griffin, C.E., Campbell, K.L. (2013). Diagnostic methods. En, Miller W.H. Griffin C.E. Campbell K.L., *Small Animal Dermatology*, 7th. Missouri, Elsevier, 57-107.a

Ming, P.X., Ti, Y.L.X., Bulmer, G.S. (2006). Outbreak of *Trichophyton verrucosum* in China transmitted from cows to humans. *Mycopathologia* 161,225–228.

Moriello, K., Coyner, K., Paterson, S., Mignon, B. (2017). Diagnosis and treatment of dermatophytosis in dogs and cats. Clinical Consensus Guidelines of the World Association for Veterinary Dermatology, *Vet Dermatol*.28 (2), 266–e68

Muller, G. H., Kirk, R.W., Scott, D.W. (1989). Small animal dermatology. 4 thed. Philadelphia: WB Saunders. *Dermatophytosis*, p, 299-315.

Nelson MM Martín AG., Heffernan, MP. (2003). Superficial fungal infections: Dermatophytosis, Onychomycosis, Tinea Nigra, Piedra. In Fitzpatrick Dermatology in General Medicine. 6th Ed, Me Graw Hill, p 1989 - 2005.

Nenoff, P., Uhrlass, S., Krüger, C., Erhard, M., Hipler, U.C., Seyfarth, F., et al. (2014). *Trichophyton* species von *Arthroderma benhamiae*—a new infectious agent in dermatology. *J Dtsch Dermatol Ges*, 12,571–581.

Nenoff, Pietro; Herrmann, Jürgen; Gräser, Yvonne (2007). «Trichophyton mentagrophytes sive interdigitale? A dermatophyte in the course of time». *JDDG: Journal der Deutschen Dermatologischen Gesellschaft* (en inglés), **5** (3), 198-202.

Nimrichter, L., Rodríguez, M.L., Rodríguez, E.G., Travassos, L.R. (2005). The multitude of targets for the immune system and drug therapy in the fungal Cell wall. *Microbes Infect*, **7**, 789-798.

Noble, SL (1998). Diagnosis and management of common tinea infections. *Am Fam Physician*, **58**, 163-74, 177-8.

Ohst, T., Kupsch, C., Graser, Y., Gräser, Y. (2016). Detection of Common Dermatophytes in Clinical Specimens Using a Simple Quantitative Real-Time TaqMan Polymerase Chain Reaction Assay. *Br. J. Dermatol.* **174**,602–609.

Papini, R., Nardoni, S., Fanelli, A., & Mancianti, F. (2010). High infection rate of *trichophyton verrucosum* in calves from Central Italy, *Zoonoses Public Hlth*, **56**,59–64.

Pazos, C., Moragues, M.D., Quindós, G., Pontón, J., del Palacio, A., (2006). Diagnostic potential of detection of (1-3)-β-D-glucan and antibodies to *Candida albicans* germ tubes for diagnosis and therapeutic monitoring of invasive candidiasis in neutropenic adult patients. *Rev Iberoam Micol*, **23**, 209-215.

Peraza, A. & Roudenko, V. 1976. Valoración de la vacuna contra la Tricofitosis del Bovino LTF- 130 de fabricación soviética. II Cong. Cienc. Vet., La Habana, Cuba.

Perrier, P., Monod, M. (2015). Tinea manuum caused by *Trichophyton erinacei*: first report in Switzerland. *Int J Dermatol*, **54**, 959–60.

Phaitoonwattanakij, S., Leeyaphan, C., Bunyaratavej, S., Chinhiran, K. (2019). *Trichophyton erinacei* onychomycosis: The first to evidence a proximal subungual onychomycosis pattern. *Case Rep Dermatol*, **11**,198–203.

Pihet, M., Bourgeois, H., Mazière, J.Y., Berlioz, A.A., Bouchara, J.P., Chabasse, D. (2008). Isolation of *Trichophyton concentricum* from chronic cutaneous lesions in patients from the Solomon Islands. *Trans R Soc Trop Med Hyg* **102**,389–393.

Quindos, G. Crespo, V., Bonifaz, A., Arenas, R., Pereiro, M., Giusiano, G., *et al.* (2015). Micosis superficiales y subcutáneas. Quindos G, editor. *Micología clínica*, 1aed. Barcelona: Elsevier España, p. 55-71.m

Ramírez, W., Antúnez, G. & Yolanda, S. (2001). La tricofitosis. Su tratamiento experimental con Acriflavina al 2 %. *Rev. Med. Vet*, [online] (Barcelona) **18**(1), Disponible en Internet: <http://ww.pulso.com/medvet/1-01.htm>.

Ramos, L., Riccomi, A., Bracalenti, B.J., (1990). Uso de Blanophor™ (Fluorocromo) en la búsqueda de hongos en materiales de piel por microscopía directa. *Rev Iberoam Micol* **7**, 107-110.

Ramos-Manchero, A. D .de Jesús (2020). Efectividad de los tratamientos para dermatofitosis en niños. *Rev. Científica*, Dom. Cien., ISSN: 2477-8818 Vol. 6, núm. 5, Diciembre Especial, pp. 87-101

Rezaei, M. A., Rafiei, A., Makimura, K., Graser, Y., Gharghani, M., Sadeghi, N.B. (2016). Epidemiological aspects of dermatophytosis in Khuzestan, southwestern Iran, an update. *Mycopathologia*,**181**, 547-53.

Riley, P. Y, Chomel, B.B. (2005). Hedgehog zoonoses, *Emerg., Infect Dis*,**11**,1–5

Rivaya, B., Fernández, R.G., Cabanes, F.J., Bielsac, I., Castellá, G., Wang, J.H., Matas, L. (2020). *Trichophyton erinacei*: an emergent pathogen of pediatric dermatophytosis. *Rev Iberoam Micol.* **37**(3):94–96

Robert, R., Pihet, M. (2008). “Conventional methods for the diagnosis of dermatophytosis”, *Mycopathologia*, **166**, 295-306.

Rodríguez, Y., Ramírez, W., Antúnez, G. (2002). Resultados de la aplicación de la acriflavina en la dermatomycosis bovina. *Med Vet*, **19**, 81-85. Rubeiz, N., & Tannous, Z. (2004). Tinea [monograph online]. eMedicine.com; Available at: <http://www.emedicine.com/emerg/topic592.htm>. Accessed 3 July 2004.

Rubio, M.C., Rezusta, A., Gil, J.T., Ruesca, R.B. (1999). Perspectiva micológica de los dermatofitos en el ser humano. *Rev Iberoam Micol*, **16**,16-22.

Ruggiero, M., Gordon, D., Orrell, T., Bailly, N., Bourgoin, T., Brusca, R. *et al.* (2015). A Higher Level Classification of All Living Organisms. *PLOS ONE*, **10**(6), e0130114.

Sabou, M., Denis, J., Boulanger, N., Forouzanfar, F., Glatz, I., Lipsker, D., *et al.* (2018). Molecular identification of *Trichophyton benhamiae* in Strasbourg, France, a 9-year retrospective study, *Med Mycol*, 56,723–734.

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

Scott, D. W., & Miller, W.H. (2004). Dermatitis micóticas en Dermatología Equina. Editorial Inter-médica.

Segundo, C., Martínez, A., Arenas, R., Fernández, R., & Cervantes, (2004). Dermatomicosis por *Microsporium canis* en humanos y animales. Departamento de Dermatología, Hospital General “Dr. Manuel Gea González” y 2 Sección de Micología, Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, UNAM, México, D.F. *Rev Iberoam Micol*, 21, 39-41

Sheinberg, G., Romero, C., Heredia, R., Casas, D., Galicia, E. (2017). Dermatophytes from a zoonotic point of view. *International Journal of Current Advanced Research*, 6 (1), 1856-1861.

Silveira FP, Queiroz Telles, F, Nucci, M. (2007). Diagnosis of fungal infections, Invasive Mold Infections, (cap 7). In, Maertens JA, Marr K. (editors). V 47, New York, USA, Informa Healthcare, USA, Inc. p, 149-98.

Swai, E.S., & Sanka, P.N. (2012). Bovine Dermatophytosis caused by *Trichophyton Verrucosum*, a case report, *Vet World*, 5, 297.

Szepietowski, J.C & Schwartz, R.A. (2004). Tinea faciei [monograph online]. eMedicine.com; Available at: <http://www.emedicine.com/derm/topic740.htm>. Accessed 3 July 2004.

Tarango, M.V.M. (2011). Dermatofitos, Epidemiología y cuadros clínicos. En Méndez-Tovar; López-Martínez; Hernández-Hernández, eds. *Actualidades en micología médica*. Dr. Teófilo Herrera (5a edición). México: Editorial FacMed-UNAM. pp. 115-117.

Tarradas C.L.; I. Luque, A.; Maldonado, A. Arenas; B. Huerta; C. Borge y R. Astorga (2000). Zoonosis transmitidas por animales de experimentación (I parte). Dermatofitosis. *Rev. Información Veterinaria* No.216. Disponible en Internet. [infovet](http://infovet.com).

Vidal, A. (2013). *Microsporium-microbiología*. [En línea]: Available at:<http://microbiologia.wordpress.com/2013/05/17/microsporium/>.

Viguie, V.C., Paugam, A. (2009). Dermatofitos transmitidos por animales. *Revista Acta Bioquím. Clín. Latinoam*. Vol. 43, No, 2.

Villegas, T.P.A. (2015). *MV Esp Clin; Esp en Dermatología*, D. Sosa, Interviewer, p, 11 27

Weitzman, I., & Summerbell, R. C. (1995). The dermatophytes. *Clinical Microbiology Reviews*, 8(2), 240 LP –259.

White, S. D., & Yu, A.A. (2006) Diagnosis and Treatment of the Pruritic Horse in Equine Dermatology, *AAEP Proceedings / Vol. 52*.

Xiao, Y.L., & Zhang, Q.Q. (2008). Phenotype and molecular biology identification of dermatophytes. *Chinese J Mycol*, 3, 300–308.

Yang, Z.F., Dong, N., Yang, Q.M., Wang, Z., (2009). Research progress about dermatophytosis. *Modern J Anim Husbandry Vet Med.*, 1, 50– 53.

Zhan, P., Liu, W., (2017). The changing face of dermatophytic infections worldwide. *Mycopathologia*, 182 (1-2), 77-86.

Ziglioli, V., Panciera, D.L., LeRoith, T., Wiederhold, N., Sutton D. (2016). Invasive *Microsporium canis* causing rhinitis and stomatitis in a cat. *Journal of Small Animal Practice*, 57, 327–331.

Zurita, J. (2017). Infecciones micóticas: esas enfermedades relegadas de la salud pública. *Bionatura*, 2(3), 8-10.

Este artículo no presenta conflicto de intereses

ROLES DE AUTORÍA

Rosa Onidia Rómulo Pérez. Autor principal. Conceptualización, investigación, metodología, análisis formal e interpretación de los resultados, redacción del borrador original, redacción (revisión y edición)

Zullyt B. Zamora Rodríguez. Conceptualización, investigación, metodología, análisis formal e interpretación de los resultados, revisión crítica de la versión final y su aprobación, redacción del borrador original, redacción (revisión y edición)

Irán Fernández Torres. Revisor y consultor, revisión crítica de las versiones parciales y finales. (revisión y edición)