



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE
MÉXICO

FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA

AISLAMIENTO Y CARACTERIZACIÓN DE DERMATOFITOS QUE AFECTAN A LOS
 ÉQUIDOS EN EL SURORIENTE DE LA CIUDAD DE MÉXICO

T E S I S

PARA OBTENER EL TÍTULO DE:
MÉDICA VETERINARIA ZOOTECNISTA

P R E S E N T A:
SOFÍA MÉNDEZ RIVERA

TUTOR

Ph.D. ROBERTO ARNULFO CERVANTES OLIVARES

2 0 1 4



Universidad Nacional
Autónoma de México

Dirección General de Bibliotecas de la UNAM

Biblioteca Central



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

Todo el material contenido en esta tesis esta protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

El uso de imágenes, fragmentos de videos, y demás material que sea objeto de protección de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente donde la obtuvo mencionando el autor o autores. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.

CONTENIDO

1.	Resumen	1
2.	Introducción	4
2.1	Antecedentes.....	4
2.2	Generalidades de la piel.....	5
2.3	Afecciones dermatológicas.....	6
2.3.1	Problemas micóticos	7
2.3.2	Patogenia	8
2.4	Dermatofitosis y dermatofitos.....	10
2.4.1	Género <i>Trichophyton</i>	11
2.4.2	Género <i>Microsporum</i>	15
2.5	Diagnóstico.....	17
2.6	Prevención y control.....	19
2.7	Tratamiento.....	20
3.	Objetivo	22
4.	Hipótesis	22
5.	Materiales y métodos	23
5.1	Áreas de estudio.....	23
5.2	Selección de los animales.....	24
5.3	Colección de muestras.....	24
5.4	Procesamiento de las muestras.....	25
5.5	Identificación.....	26
5.6	Conservación.....	28
6.	Resultados	29
7.	Discusión	37
8.	Conclusiones	42
9.	Bibliografía	43
10.	Anexo I	52
11.	Anexo II	61

1 . RESUMEN

MÉNDEZ RIVERA SOFÍA. Aislamiento y caracterización de los dermatofitos que afectan a los équidos del suroriente de la Ciudad de México (bajo la dirección de: PhD Roberto Arnulfo Cervantes Olivares).

Las dermatofitosis son ocasionadas por hongos dermatofitos, éstos afectan a équidos de todas las edades, razas y sexos; sin embargo, los animales jóvenes de menos de 2 años están predispuestos a contraer la infección, debido a un retraso en el desarrollo de la inmunidad del huésped. Otros factores que intervienen están relacionados con edad, estado fisiológico, las diferencias en las propiedades bioquímicas y las secreciones de la piel del animal.

El objetivo de este trabajo fue conocer cuáles son las especies de dermatofitos que se encuentran afectando a los équidos en el suroriente de la Ciudad de México. Se muestrearon 80 equinos que presentaban lesiones en la piel de forma circular con alopecia y descamación.

Para la toma de muestra se realizó la técnica de Mackenzie, la cual consiste en realizar un cepillado en el área afectada. Después se depiló el pelo que estaba alrededor de las lesiones,

se almacenaron en un sobre de papel y se transportaron al laboratorio.

A las muestras se les realizó una observación directa con hidróxido de potasio al 20% (KOH 20%), y se sembraron por diferentes técnicas en dos cajas diferentes de medio de cultivo el cual fue agar micobiótico adicionado con ácido nicotínico.

Las muestras se sembraron e incubaron por 3 semanas, se revisaban 3 veces por semana para observar crecimiento de micetos con características de un dermatofito. Las colonias deben ser de color blanco y aspecto algodonoso. Cuando se encontraba alguna colonia con las características antes mencionadas, se realizaba una tinción de lactofenol azul de algodón (LAA) para observar la morfología microscópica. Se debía observar la presencia de microconidias y macroconidias que coincidieran con la descripción de alguno de los géneros de dermatofitos, entonces se tomaba la colonia y se sembraba en un medio de cultivo nuevo.

Cuando el cultivo estaba puro, se realizaba un microcultivo (técnica de Ridell) para observar todas las estructuras microscópicas, además de cultivarse en diversos medios para favorecer la esporulación de algunas cepas.

A través de estos métodos convencionales se realizó la caracterización de las especies que están afectando a los équidos en el suroriente de la Ciudad de México.

Las especies que se encontraron afectando a los équidos en el suroriente de la Ciudad de México son: *Trichophyton equinum* en sus 2 variedades, *T. metagrophytes*, *Microsporum gypseum*, *M. canis* y *M. nanum*.

2. INTRODUCCIÓN

2.1 Antecedentes

Los dermatofitos son un grupo especializado de hongos que, a través de largos procesos evolutivos, se han adaptado para invadir y colonizar el tejido queratinizado de los animales. Aunque, estos hongos ya existían desde tiempos prehistóricos afectando a los animales y al hombre por millones de años de acuerdo a Ajello el primer registro de una infección causada por dermatofitos se le atribuye a Aulo Cornelio Celso, quien describe una infección supurativa del cuero cabelludo que llegó a ser conocida como el querión de Celso. Esto fue escrito alrededor del año 30 A.C.¹

En el siglo XIX un médico polaco llamado Roberto Remark fue quien observó por primera vez la presencia de las hifas en las costras; sin embargo, sus trabajos fueron divulgados hasta 1839. De acuerdo a Ajello y Bonifaz.^{1, 2}

En 1841 los hallazgos de Remark fueron confirmados por un médico húngaro llamado David Gruby,¹ quien también observó y nombró al género *Microsporum* en 1843, además de que caracterizó diversos dermatofitos.^{1, 2}

El género *Trichophyton* fue descrito por primera vez en 1845 por Per Hendrik Malmsten, un investigador sueco y finalmente el último género *Epidermophyton* fue descrito por Raymond Sabouraud en 1910, de acuerdo a Ajello y Bonifaz.^{1, 2}

2.2 Generalidades de la piel

La piel es el órgano más grande y visible del cuerpo, que representa aproximadamente el 15% del peso corporal y constituye la barrera anatómica y fisiológica entre el animal y el medio ambiente.^{3,4} Además, provee protección contra lesiones físicas, químicas y microbiológicas, actúa como órgano sensitivo que percibe calor, frío, dolor y presión entre otros. También colabora en la regulación térmica y en el mantenimiento del equilibrio hídrico, así como en la secreción y absorción de distintas sustancias.⁴

En general, el espesor de la piel de los équidos disminuye desde la región dorsal a la ventral, por lo tanto, la piel más gruesa se encuentra sobre la frente, la parte dorsal del cuello, el tórax, la grupa y la base de la cola. Así mismo, la piel es más delgada sobre los pabellones auriculares y en el área axilar, inguinal y perianal.⁵

Desde el punto de vista estructural la piel se divide en dos capas:

1. Dermis.

Es la base conjuntival de la piel.⁴

2. Epidermis.

Es el epitelio escamoso estratificado de la superficie de la piel.⁴

Por otro lado el pelo cumple una función importante en el aislamiento térmico, la percepción sensitiva y como barrera.^{7,8}

En los équidos, el manto piloso suele ser más grueso sobre las caras dorsolaterales del cuerpo y más delgado en las áreas ventrales.^{5, 6}

Existen tres clases de pelos: los primarios (pelo de cobertura), los secundarios (pelos lanosos) y los táctiles.⁵

2.3 Afecciones dermatológicas

La piel es afectada por bacterias, virus, parásitos y hongos, así como irritantes químicos o físicos. Por lo tanto, las lesiones en la piel son habituales dentro de la práctica médica veterinaria.⁶

Los problemas dermatológicos en los equinos son frecuentes, después de los perros y los gatos, los équidos reciben con frecuencia atención veterinaria a causa de alguna afección en la piel. En general, la naturaleza y la frecuencia de las dermatosis equinas son similares en todo el mundo.^{5,7}

Las enfermedades cutáneas representan una fuente de sufrimiento para el animal debido a que ocasionan molestias, irritabilidad, prurito y existe un aumento en la susceptibilidad a otras enfermedades, además, se compromete el bienestar y el aspecto físico del animal.

Con base a todo lo mencionado anteriormente, este tipo de problemas pueden interferir con la capacidad funcional del équido.^{5,8,9}

Las dermatosis equinas más frecuentes en la clínica son: foliculitis bacteriana, dermatofitosis, hipersensibilidad a piquetes de insectos, dermatofilosis, reacciones alérgicas a medicamentos y alimentos, granulomas eosinofílicos, atopia, vasculitis, sarna coriódica y sarcoide equino.^{5,6}

Un estudio retrospectivo sobre las enfermedades dermatológicas que afectan a los equinos realizado por la Escuela de Medicina Veterinaria de la Universidad de Cornell. E.U.A., durante un periodo de 21 años (1979-2000), describe que el 4.1 % de los caballos examinados fueron evaluados por un dermatólogo debido a problemas cutáneos. De 80 casos que se presentaron por posible dermatofitosis, el 8.89% fue positivo a esta afección.⁵ De acuerdo con Pascoe, el primer reporte de dermatofitosis en caballos fue realizado por Seedon en 1943 durante la segunda guerra mundial.¹⁰

2.3.1 Problemas micóticos

La dermatitis micótica o dermatomycosis es una de las causas frecuentes de los problemas de la piel de los animales domésticos, además de los problemas ocasionados por bacterias y parásitos.^{11, 12}

La dermatofitosis afecta a équidos de todas las edades, razas y sexos.⁷ Sin embargo, los animales jóvenes de menos de 2 años están predispuestos a contraer la infección, debido a un retraso en el desarrollo de la inmunidad del huésped.⁵ Asimismo otros factores que intervienen en la infección, están relacionados con la edad, el estado fisiológico y las diferencias en las propiedades bioquímicas y las secreciones de la piel del animal.^{5,9}

2.3.2 Patogenia

Las dermatofitosis son contagiosas, la infección se produce por el contacto de un animal portador hacia un animal receptivo, del suelo a estos o a partir de fomites contaminados con alguno de estos hongos. La transmisión es por contacto directo e indirecto.^{6,9,13}

La infección de los dermatofitos se adquiere con la deposición de artrosporas viables en la piel del individuo susceptible. Una vez establecidas, las esporas deben germinar y penetrar en el estrato córneo a un ritmo más rápido que la descamación.¹⁴

La infección inicia con la germinación de una artroconida cerca del folículo piloso. Esto da origen a la formación de hifas que crecen y se ramifican radialmente en múltiples direcciones en el interior de la capa córnea engrosada dando lugar a un micelio fúngico dentro de ella.¹⁵ lo que causa el desarrollo de

nuevas artroconidias, Por esta razón, son llamados hongos queratinolíticos.¹³

Poco se sabe sobre los factores que median la adhesión; sin embargo, se ha planteado la hipótesis de que las proteasas secretadas por el hongo pueden facilitar la invasión a la piel.¹⁴ Las proteasas degradan la queratina, lo que proporciona una fuente nutricional al hongo, causando daño en la piel y el pelo.¹⁶

Existen dos tipos de parasitación en dichos hongos:

La primera es la ectotrix que se produce sobre la superficie del tallo piloso, por lo que a la observación directa con KOH al 20% se observa una capa de artroconidias fuera del pelo (Figura 1).^{6, 15}

La segunda es la endotrix, que se produce dentro del tallo piloso, y que en la observación directa del KOH al 20% se aprecian varias hileras de artroconidias dentro del pelo (Figura 2).^{6, 15}

Las hifas invaden el ostium de los folículos pilosos y migran hacia abajo hasta llegar al bulbo piloso. Durante esta migración, el hongo produce enzimas queratinolíticas que le permiten la penetración en la cutícula y el crecimiento dentro del tallo piloso.^{5,6}

Estos eventos dan como resultado una respuesta fisiológica que se manifiesta con una hipertrofia del estrato córneo, con una

acelerada queratinización y exfoliación, como consecuencia se generan áreas alopecicas, eritematosas y con descamaciones.^{5,17}

2.4 Dermatofitosis y dermatofitos

Las dermatofitosis son ocasionadas por un grupo de hongos filamentosos queratinofílicos llamados dermatofitos, integrado por los géneros *Trichophyton*, *Microsporum* y *Epidermophyton*.⁶
,^{7,18} (Cuadro 1)

Clasificación taxonómica:

División: *Ascomycota*

Phylum: Deuteromycota (fungi imperfecti)

Clase: *Euascmycetes*

Orden: *Onygenales*

Familia: *Arthrodermataceae*

Género: *Arthroderma*

Los estados anamórficos del género *Arthroderma* son *Trichophyton* y *Microsporum*.^{19,20}

Georg L. K. clasificó a los dermatofitos en base al hábitat en el que se encuentran y su especificidad de hospedador. La clasificación es la siguiente:

- Antropofílicos. Afectan al humano y es rara su transmisión a los animales.
- Zoofílicos. Afectan a animales pero pueden ser transmitidos al hombre.

- Geofílicos. Se encuentran en el suelo y se asocian a la descomposición de material orgánico que contenga queratina y pueden llegar a afectar a los animales y al hombre.²¹

Los dermatofitos tienen hifas septadas, a las que en conjunto se les llama micelio. Las formas de reproducción asexual son las conidias y se localizan en el micelio aéreo, existen dos tipos: las macroconidias y las microconidias; estas estructuras son empleadas para su identificación.^{6,23}

Las lesiones en los équidos son superficiales, suelen aparecer primero en la zona axilar y se extienden sobre el tronco, cuello, cabeza y extremidades.^{5,6} (Figuras 4, 5, y 6)

La infección se manifiesta por el desarrollo de costras gruesas, descamación y alopecia, siendo las lesiones de forma ovalada o circular que causan irritación y prurito.

El periodo de incubación en los caballos se estima que es entre 2 y 8 semanas.^{5,21}

Las especies de dermatofitos aisladas comúnmente en los équidos son: *Trichophyton equinum*, *Trichophyton mentagrophytes*, *Microsporum equinum*, *Microsporum gypseum* y *Microsporum canis*^{7,}

^{23,24}

2.4.1 Género *Trichophyton*

Se encuentra en el suelo, en animales y humanos. Existen 22 especies de las cuales sólo 4 son aisladas frecuentemente en

animales. La mayoría de las especies tienen distribución cosmopolita.²⁵

Se caracteriza por el desarrollo de macroconidias y microconidias; la presencia de las microconidias distingue a este género de *Epidermophyton*, mientras que las macroconidias son de pared lisa lo que lo distingue del género *Microsporum*.^{25,26}

El crecimiento de las colonias de *Trichophyton* va de lenta a moderadamente rápida.

La textura de la colonia es algodonosa, la superficie es de color blanco, beige o amarillento, al reverso se observa un color pálido, amarillento o marrón rojizo; esto depende de la especie que se trate en el Sabouraud dextrosa agar (SDA)^{25,27}.

Apariencia microscópica: las hifas son hialinas y septadas, las microconidias son abundantes y tienen una forma similar a una pera o lágrima, se pueden encontrar solas o agrupadas como un racimo de uvas, su tamaño va de 2-3 por 3-4 μm .^{24,27} Las macroconidias son escasas y cuando se encuentran, son de forma cilíndrica o de cigarro, tienen una pared lisa y su tamaño va de 4-8 por 8-50 μm .^{25,27}

Trichophyton equinum: Es el principal causante de dermatofitosis en los equinos, ocasionalmente infecta a los humanos.^{25,29}

Existen dos variedades: *Trichophyton equinum* var. *equinum* y *Trichophyton equinum* var. *autotrophicum*. La primera es de distribución mundial mientras que la otra sólo ha sido aislada y reportada en Australia y Nueva Zelanda.^{25, 29}

El crecimiento del hongo es moderadamente rápido. La colonia es color blanco de textura esponjosa. Y cuando la colonia es joven tiene una superficie plana. Conforme pasa el tiempo, se observa de manera irregular y plegada a la superficie, además de un color crema a amarillo pálido. Al reverso de la colonia se va a ver un color amarillo que dependiendo de la edad de la colonia el pigmento va cambiando gradualmente a un color rojo a café.^{28,30}

En la morfología microscópica se observan microconidias de forma piriforme a lo largo de la hifa, rara vez se encuentran en forma de racimos. Es poco frecuente encontrar macroconidias que son de forma fusiforme o de maza, similares a los de *T. mentagrophytes*.²⁹

El *Trichophyton* crece a temperaturas de 30 a 37 °C, sin embargo, requiere que el medio de cultivo sea adicionado con ácido nicotínico (vitamina B3).²⁸ También se ha reportado que *in vitro* crecen selectivamente en pelo de caballo y no en cabello humano, (por lo que se ha planteado la pregunta de si los pelos de caballo ofrecen alguna nutrición especial).^{30,31}

Morfológicamente ambas variedades son iguales la única diferencia que existe entre ellas es el requerimiento de ácido nicotínico en el medio de cultivo, *Trichophyton equinum* var. *autotrophicum* es un microorganismo autotrófico, lo que significa que no requiere la presencia del ácido nicotínico para su desarrollo.^{32,33} En la prueba de perforación de pelo *in vitro* es negativo.³⁰

***Trichophyton mentagrophytes*:** dermatofito aislado comúnmente en roedores y conejos, también causa infecciones en perros, gatos, caballos y humanos. Su distribución es cosmopolita.

Su crecimiento es rápido, en SDA las colonias son generalmente planas de color blanco a crema con una superficie granular y con una textura suave. Al reverso de la caja, se observa una pigmentación color marrón a un marrón rojizo.³⁴

En cuanto a su morfología microscópica se observan hifas en espiral, las microconidias son de forma piriforme, se encuentran en forma de racimos a lo largo de la hifa y usualmente son numerosas.^{25, 34}

Las macroconidias son multiseptadas en forma de maza con pared delgada y lisa.²⁹

No requiere de ningún nutriente adicional en el medio y en la prueba de perforación *in vitro* es positiva.^{29,34}

2.4.2 Género *Microsporium*

Este género incluye 17 especies de las cuales 7 son aisladas en animales.²⁵

La diferenciación de este género con *Trichophyton* y *Epidermophyton* se basa en la forma de sus macroconidias que son de pared rugosa y se encuentran en abundantes cantidades en comparación con las microconidias.³⁵

Las especies de *Microsporium* infectan habitualmente la piel y el pelo, rara vez otro tipo de tejido queratinizado.²⁹

Las colonias de esta especie suelen tener un color pardo y se vuelven algodonosas después de dos a cuatro semanas de cultivo en SDA, el color de la superficie va de blanco, beige, amarillo a pardo y al reverso de la caja el fondo suele ser color amarillo, rojo o marrón dependiendo de la especie. Tiene macroconidias como forma conidial predominante, de pared rugosa, multicelular y fusiforme, formándose a partir de las hifas, que van de 7 a 20 por 30 a 160 μm .^{25,29}

***Microsporium equinum*:** Es uno de los causantes de las dermatofitosis en equinos, también llega a afectar al hombre.³⁵

Presenta un crecimiento rápido, la colonia es aplanada y plegada, cuenta con una textura similar a la gamuza, la coloración va de un tono beige pálido a un tono salmón pálido.^{36,37}

En su morfología microscópica las macroconidias son pequeñas en comparación a las que produce *M. canis*, tienen forma de huso y son de pared gruesa y áspera con pocos septos miden de 18-60 x 5-15 μm .^{36,37} En la prueba de perforación de pelo *in vitro* es negativo.³⁵

***Microsporium canis*:** Es un dermatofito de distribución cosmopolita, se aísla frecuentemente en perros y gatos, también es causante de tiña en los humanos.³⁸

Su crecimiento es rápido, la colonia es plana y su textura es esponjosa o lanosa, tiene un pigmento de color blanco a amarillo, al reverso de la caja se aprecia una coloración que va de un amarillo limón a un amarillo anaranjado, algunas veces esta pigmentación es un poco pálida.^{38,39}

Las macroconidias son en forma de huso, tienen una pared gruesa, con frecuencia presentan un botón terminal, contienen de 5 a 15 septos y miden 35-110 x 12-25 μm .²⁸ No requiere de nutrientes especiales para su crecimiento y en la prueba de perforación *in vitro* es positiva.²⁵

***Microsporium gypseum*:** Es un dermatofito geofílico, ocasionalmente es causante de infecciones en el hombre, una amplia variedad de animales también es afectada por este microorganismo. Su distribución es cosmopolita.²⁸

Tiene un crecimiento rápido, la colonia es plana, tiene una textura de gamuza o ante, presenta un pigmento color beige y al

reverso de la caja se puede apreciar una coloración que va de beige a marrón.^{29,37}

En la observación microscópica se aprecian macroconidias en forma abundante de forma fusiforme a elipsoidal, son simétricas de pared lisa y textura rugosa, tiene de 3 a 6 septos.³⁷ No requiere de nutrientes especiales para su crecimiento y en la prueba de cuerpo perforante es positivo.²⁵

2.5 Diagnóstico

La historia clínica tiene poco valor debido a que los dermatofitos tienden a presentar cuadros clínicos variables, por lo que se llegan a confundir con otras enfermedades.⁴⁰

Los diagnósticos diferenciales principales son dermatofilosis, foliculitis estafilocócica y eosinofílica, ectoparásitos, reacción alérgica al piquete de insectos y sarcoidosis.^{5,6,41}

Uno de los métodos de diagnóstico utilizado en caballos pero que es de poca utilidad es el empleo de la lámpara de Wood, la cual emite una luz ultravioleta, que al exponerla a pelos infestados por esporas se produce una fluorescencia color amarillo verdosa; sin embargo, solo es útil en algunas especies de dermatofitos como *Microsporum canis*, *M. equinum*, pero las especies aisladas comúnmente en equinos son *Trichophyton equinum* y *Microsporum gypseum* por lo que el uso de la lámpara de Wood rara vez es de utilidad.^{6,40}

Para tener un diagnóstico preciso se debe realizar el aislamiento del hongo que se encuentra afectando al animal, esto se hace mediante el cultivo y la caracterización microscópica; sin embargo, el principal inconveniente de esto es el tiempo que tardan en crecer los dermatofitos, además se debe tomar en cuenta la presencia de hongos ambientales en la muestra, ya que también se van a desarrollar en el medio de cultivo en menor tiempo, por lo que resulta un verdadero reto purificar las colonias de dermatofitos y realizar la caracterización.⁴⁰

Para realizar el cultivo micológico se necesita obtener pelos y escamas que se encuentran alrededor de la lesión ya que están infestados, esta es la única manera de tomar las esporas del dermatofito.⁴¹

Otro método se realiza a través del enfoque molecular por medio de PCR, ha sido aplicado para el diagnóstico de dermatofitosis en medicina humana.

En la clínica equina todavía no se confirma su utilidad y solo se ha realizado de manera experimental, los resultados muestran que dicha prueba es al igual que el aislamiento, útil para la caracterización, tanto como los métodos convencionales, además de obtener el resultado en menor tiempo, lo que permite establecer de forma rápida el tratamiento, la única limitante de este método diagnóstico es el costo.^{42,43}

2.6 Prevención y control

No hay medidas de prevención específicas para las dermatofitosis.⁴³ La vacunación ha demostrado que proporciona un grado razonable de protección, esto solo ha sido demostrado de forma experimental, algunos mencionan que la protección es adecuada siempre y cuando la vacuna sea de haga a partir del hongo que causa la infección, por lo que no están comercialmente disponibles, solo han sido utilizadas en algunos países de Europa.¹⁶

Las medidas inespecíficas de prevención que se utilizan son la descontaminación ambiental, ya que las esporas de los dermatofitos pueden mantenerse viables en el ambiente durante varios meses.⁴³ El uso de hipoclorito de sodio al 0.5% y monoperoxisulfato de potasio al 0.5% usado 2 veces por semana ha sido eficaz en la desinfección de caballerizas, paredes, baldes entre otros; mientras que el uso de enilconazol aplicado dos veces con intervalos de 10 días se ha utilizado para desinfectar utensilios de limpieza.^{5,40}

Destruir o desechar adecuadamente las camas. Evitar el intercambio de utensilios de limpieza entre varios caballos, de no ser posible, se deben descontaminar después de ser utilizados.⁴⁰

Las mantas deben ser lavadas y secadas. Finalmente a los animales sospechosos se les debe aislar para evitar el contacto

con animales sanos, se debe confirmar la presencia de dermatofitos mediante el cultivo, de ser positivo se debe dar tratamiento tópico.^{16, 44}

2.7 Tratamiento

En la actualidad existen numerosos antifúngicos para el tratamiento de las dermatofitosis. La terapia puede ser tópica, sistémica o una combinación de ambas dependiendo de la localización, extensión y severidad de las lesiones.^{5, 45}

Algunos de los tratamientos que se dan cuando las lesiones están localizadas son la aplicación de yodo povidona al 5%, hipoclorito de sodio 5%, tolnaftato, naftenato de cobre, Captan 50%, azufre, pomadas preparadas con lanolina y ácido acético salicílico al 10%, aceite quemado entre otros. Estos actúan oxidando o desnaturalizando proteínas y enzimas por lo que se ven alteradas las funciones del hongo; sin embargo, algunos de estos tratamientos no suelen ser efectivos, además de ser agresivos para la piel del animal.^{5,46}

Otro tipo de tratamientos que existe para las dermatofitosis de los équidos incluyen los siguientes medicamentos:

Los azoles inhiben la actividad de la enzima 14- α -desmetilasa bloqueando la desmetilación de lanosterol a ergosterol, componente principal de la membrana celular de los hongos. Como consecuencia de ello, se altera la permeabilidad celular y se

acumulan compuestos no desmetilados que inhiben el crecimiento fúngico.⁴⁷

Dentro de este grupo los más utilizados en los equinos son: Miconazol, ketoconazol, itraconazol, fluconazol y el enilconazol. Este último es más utilizado en la industria agrícola, es utilizado en tratamientos tópicos y también para la desinfección de objetos inanimados.^{5, 45}

La mayoría de estos medicamentos tienen diversas presentaciones y comúnmente son cremas o lociones por lo que su aplicación debe ser cada doce horas por 6 semanas.⁴⁸

En las alilamidas su mecanismo de acción consiste en la inhibición de la actividad de la enzima escualeno-epoxidasa, impidiendo la síntesis del lanosterol. Por tanto, la vía enzimática es bloqueada en un paso anterior al inhibido por los azoles. Dando como resultado, la acumulación del escualeno en la célula fúngica provocando la muerte del hongo.⁴⁷

Los principales representantes de esta clase de antifúngicos comúnmente utilizados en los équidos son: la terbinafina y la Naftatina.^{48, 46}

La presentación de estos medicamentos es al 1% y su aplicación debe ser al igual que los azoles cada doce horas por 6 semanas.⁵

Otro medicamento utilizado es la Natamicina, su aplicación es local y se utiliza en una solución al 0.01% cada 4 días por 4 a

6 semanas. Después del tratamiento no se debe exponer al animal a la luz del sol.⁴⁵

El uso de antimicóticos sistémicos sólo se recomienda en caso de micosis persistentes, sin embargo, estos fármacos tienen diversos efectos secundarios en el paciente, por lo cual no es tan recomendable su uso.

Uno de los medicamentos de elección es la griseofulvina. Su acción consiste en interrumpir la metafase de la división celular, los efectos que se llegan a presentar son náuseas, diarrea, dolor de cabeza, fotosensibilidad, hepatotoxicidad y rara vez daño neurológico. El otro fármaco utilizado en la clínica equina es el itraconazol, sus efectos adversos son hipertensión, hipocalcemia, edema, dolor de cabeza y hepatotoxicidad. Los efectos secundarios descritos no han sido estudiados en los equinos.^{5,47}

3. OBJETIVO

Aislar y caracterizar a los dermatofitos de équidos mediante el muestreo de piel y pelo de las lesiones en dichos animales, para informar las especies que están presentes en el suroriente de la Ciudad de México.

4. HIPÓTESIS

Se encontrarán hongos dermatofitos como causantes de las lesiones dermatológicas en équidos del suroriente de la ciudad de México en un 19% de las muestras obtenidas.

5. MATERIALES Y MÉTODOS

5.1 Áreas de estudio

La recolección de las muestras se realizó en diferentes sitios de las delegaciones Iztapalapa, Tlalpan, Xochimilco y Milpa Alta, que constituyen el suroriente de la Ciudad de México, debido a que es una de las zonas con mayor cantidad de equinos dentro del Distrito Federal.

El clima que se presenta en esta área es templado subhúmedo con una temperatura media anual de 16°C.⁴⁹ (Figura 3)

Los sitios muestreados fueron:

- La Unidad de Policía Metropolitana Montada del Gobierno del Distrito Federal, localizado en Av. Guelatao #100 Col. Álvaro Obregón, delegación Iztapalapa.
- La localidad de San Pedro Atocpan ubicada en el Km 17.5 de la carretera México- Oaxtepec, delegación Milpa Alta.
- Policlínica Veterinaria "Las Ánimas" Tulyehualco UAM, localizada en Francisco I. Madero s/n Manzanas 597 Tulyehualco, delegación Xochimilco.
- Lienzo Charro del Pedregal ubicado en Camino a Santa Teresa 304, delegación Tlalpan.
- Rancho "La Joya", ubicada en cerrada las Torres #18 Col. Tepepan, delegación Xochimilco.

5.2 Selección de los animales

Se seleccionaron 80 équidos sin distinción de raza, edad y sexo. Los criterios de inclusión para la elección de los animales fueron que estos presentaran lesiones sugerentes a dermatofitosis, que las lesiones estuvieran presentes en la cara, cuello, axilas, pecho, grupa, miembros anteriores y posteriores. Que tuvieran forma circular, fueran secas y presentaran descamación. (Figura 4,5 y 6)

5.3 Colección de muestras

Se hizo la inspección física del animal para detectar las zonas afectadas. Una vez seleccionadas estas áreas, se descontaminaron con alcohol al 70% con el fin de eliminar parte de la flora normal de la piel.²⁷

Para la recolección de las muestras de pelo y escamas, se emplearon dos técnicas diferentes:

- A) Con unas pinzas se depilaron las zonas afectadas para obtener varios pelos de la periferia de la lesión.²⁸
- B) Se realizó la técnica de Mackenzie, que consiste en cepillar profusamente las lesiones del animal, utilizando un cepillo dental desinfectado.^{48,50}

Las muestras se almacenaron dentro de un sobre de papel,²⁸ y se transportaron a temperatura ambiente hacia el laboratorio de Micología de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia de

la Universidad Nacional Autónoma de México para su procesamiento.

5.4 Procesamiento de las muestras

A las muestras colectadas se les realizó una observación directa con hidróxido de potasio (KOH) al 20%.⁵¹ Consiste en poner pelo y escamas en una laminilla con unas gotas de KOH 20% y se coloca un cubreobjetos sobre la preparación, se deja a temperatura ambiente de 15 a 30 minutos para que se aclaren.^{27,}

52

Se observó al microscopio, cuando la prueba es positiva se pueden ver hifas o artroconidias.²⁷ Se ha reportado que solo un 50% de estas pruebas es positivo, por lo tanto no se considera como definitiva para generar un diagnóstico.⁵

El primoaislamiento se realizó en agar micobiótico (BD BIOXON[®]) adicionado con 2% de ácido nicotínico. Se utilizó este medio por los antibióticos que contiene, los cuales impiden el crecimiento de bacterias y hongos ambientales que vienen en la muestra y que llegan a interferir en el desarrollo de los dermatofitos.²⁷

En una de las cajas se sacudió el cepillo varias veces contra el agar, esto con el fin de depositar las esporas en este.⁵¹

Mientras que en la otra caja se colocaron en 10 puntos aislados el pelo y las escamas.⁵³ Esto se realizó con el fin de saber cuál de las dos técnicas es más útil para el diagnóstico.

Los cultivos se colocaron en la incubadora a 30°C y se revisaron cada tercer día por 3 semanas.⁵²

A las colonias cuyas características morfológicas cumplieran con las descritas para los dermatofitos,⁵¹ se les realizó una tinción de azul de algodón lactofenol si su morfología coincidía con la de un dermatofito, estas eran sembradas por punto aislado en el mismo tipo de medio del que procedían y además en un medio SDA sin ácido nicotínico y se incubaron nuevamente a 30°C durante 3 semanas más.

Las cajas que no presentaron crecimiento o que sus colonias no reunían las características de un dermatofito fueron desechadas.

5.5 Identificación

Para realizar la caracterización correcta del género y especie se tomaron en cuenta las características macroscópicas y microscópicas del hongo.

En las características macroscópicas se observó la morfología colonial, pigmento, textura, el color del anverso y reverso de la colonia. Para las características microscópicas se observó la morfología de las hifas, microconidias y macroconidias.

A las colonias que tuvieron crecimiento lento en los medios convencionales, se les sembró en medios especiales que favorecen la esporulación y así llevar a cabo su

caracterización. Los medios utilizados fueron: agar harina de maíz, agar harina de avena y medio arroz.

También se realizó la técnica de Riddell o microcultivo, la cual consiste en colocar un bloque de SDA sobre un portaobjetos y sembrar el cultivo sobre las cuatro caras del cubo que quedan al descubierto, después se coloca un cubreobjetos sobre el agar. Esta técnica se utiliza para observar las estructuras reproductoras y vegetativas.⁵⁴

Si la caracterización correspondía al género *Trichophyton* spp., adicionalmente se realizó la siguiente prueba para diferenciar las especies.

Cuerpo perforante. Es la técnica que se utiliza para diferenciar algunas especies de dermatofitos, ya que algunos son positivos a esta prueba y consiste en hacer crecer al dermatofito en un sistema con tierra estéril, agua destilada y utilizando pelo de equino previamente esterilizado como anzuelo para que el agente pueda crecer. Posteriormente, se observó en el microscopio para ver el efecto que ha producido el hongo en dicho sustrato producción de haustorias o cuerpo perforante.⁵⁰

Los dermatofitos se dividen en dos grupos en función de si producen perforaciones o no.

Cuando la caracterización correspondía al género *Microsporum* spp., se sembraban en medio arroz o harina de arroz, esto con

el fin de identificar a las especies debido a la producción de pigmentos en este tipo de medios.⁵¹

5.6 Conservación

Con el fin de preservar las cepas aisladas en este estudio se efectuaron dos técnicas de conservación diferentes.

Conservación en agua destilada o método de Castelli, el cual consiste en preparar una suspensión de conidias e hifas en 10 ml de agua estéril y mantenerlo a temperatura ambiente en un vial cerrado herméticamente. El microorganismo permanece viable de uno hasta 5 años.

La otra técnica de conservación consiste en sembrar en punto aislado en un tubo con SDA inclinado, esto con el fin de evitar que se degrade rápidamente el medio también se mantiene a temperatura ambiente o bien en refrigeración. El microorganismo permanece viable de 6 meses a un año.

6. RESULTADOS

Al momento de estar procesando las muestras, se observó que en el agar micobiótico a pesar de tener ciclohexamida y cloranfenicol existía demasiado crecimiento de hongos ambientales, por lo que se tomó la decisión de empezar a preparar el medio de cultivo por ingredientes, se obtuvo un resultado significativo, ya que hubo menor desarrollo de micetos contaminantes, y se logró el aislamiento los dermatofitos.

Los resultados del procesamiento de las muestras trabajadas se muestran en el cuadro 2.

DATOS OBTENIDOS DEL MUESTREO Y CARACTERIZACIÓN					
ME	ID	SEXO	EDAD	KOH	CARACTERIZACIÓN
1	H2	H	6 AÑOS	-	<i>Trichophyton mentagrophytes</i>
2	J29	M	4 AÑOS	-	SIN CRECIMIENTO
3	K33	M	3 AÑOS	-	SIN CRECIMIENTO
4	D13	H	10 AÑOS	-	SIN CRECIMIENTO
5	F9	M	9 AÑOS	-	<i>Trichophyton mentagrophytes</i>
6	C6	M	11 AÑOS	-	SIN CRECIMIENTO
7	A83	H	14 AÑOS	-	SIN CRECIMIENTO
8	L20	H	2 AÑOS	-	SIN CRECIMIENTO
9	K8	M	3 AÑOS	-	<i>Microsporum gypseum</i>
10	889	H	18 AÑOS	-	<i>Geotrichum spp</i>
11	K5	M	3 AÑOS	-	SIN CRECIMIENTO
12	J10	M	5 AÑOS	-	SIN CRECIMIENTO
13	J28	M	4 AÑOS	-	SIN CRECIMIENTO
14	E17	H	9 AÑOS	-	SIN CRECIMIENTO
15	M10	H	1 AÑO	-	SIN CRECIMIENTO
16	J42	M	4 AÑOS	-	SIN CRECIMIENTO
17	M22	H	1 AÑO	-	SIN CRECIMIENTO
18	J30	M	4 AÑOS	-	SIN CRECIMIENTO
19	M3	H	1 AÑO	-	<i>Trichophyton equinum var. autotrophicum</i>
20	C18	M	11 AÑOS	-	SIN CRECIMIENTO
21	J48	M	4 AÑOS	-	SIN CRECIMIENTO
22	L27	H	2 AÑOS	-	SIN CRECIMIENTO
23	L17	H	2 AÑOS	-	<i>Trichophyton mentagrophytes</i>
24	H35	M	8 AÑOS	-	SIN CRECIMIENTO

ME	ID	SEXO	EDAD	KOH	CARACTERIZACIÓN
25	J21	H	4 AÑOS	-	SIN CRECIMIENTO
26	M12	H	1 AÑO	-	SIN CRECIMIENTO
27	K31	M	3 AÑOS	-	SIN CRECIMIENTO
28	F27	M	8 AÑOS	-	SIN CRECIMIENTO
29	J22	H	4 AÑOS	-	SIN CRECIMIENTO
30	E37	M	9 AÑOS	-	<i>Microsporium nanum</i>
31	N2	H	1 AÑO	-	<i>Microsporium canis</i> disgónico
32	F4	H	9 AÑOS	-	<i>Trichophyton mentagrophytes</i>
33	L52	H	2 AÑOS	-	SIN CRECIMIENTO
34	L15	M	2 AÑOS	-	SIN CRECIMIENTO
35	L12	H	2 AÑOS	-	SIN CRECIMIENTO
36	K 19	M	3 AÑOS	+	<i>Trichophyton mentagrophytes</i>
76	POTRILLO	M	16 AÑOS	-	SIN CRECIMIENTO
37	K38	H	3 AÑOS	-	<i>Trichophyton equinum</i> var. <i>equinum</i>
38	L35	H	2 AÑOS	-	SIN CRECIMIENTO
39	A69	H	14 AÑOS	-	SIN CRECIMIENTO
40	K10	M	3 AÑOS	-	SIN CRECIMIENTO
41	A59	H	14 AÑOS	+	<i>Trichophyton equinum</i> y <i>Microsporium gypseum</i>
42	k11	H	3 AÑOS	-	SIN CRECIMIENTO
43	A77	H	14 AÑOS	-	SIN CRECIMIENTO
44	C19	H	11 AÑOS	-	SIN CRECIMIENTO
45	J20	H	4 AÑOS	-	<i>Microsporium gypseum</i>
46	J47	H	4 AÑOS	-	<i>Microsporium gypseum</i>
47	J11	M	4 AÑOS	-	SIN CRECIMIENTO
48	K6	M	3 AÑOS	-	SIN CRECIMIENTO
49	I4	H	7 AÑOS	-	SIN CRECIMIENTO

ME	ID	SEXO	EDAD	KOH	CARACTERIZACIÓN
50	B29	H	13 AÑOS	-	SIN CRECIMIENTO
51	I47	H	7 AÑOS	-	SIN CRECIMIENTO
52	F6	M	8 AÑOS	-	<i>Trichophyton equinum var. equinum</i>
53	B32	M	13 AÑOS	-	SIN CRECIMIENTO
54	K17	H	3 AÑOS	-	SIN CRECIMIENTO
55	L43	H	2 AÑOS	-	SIN CRECIMIENTO
56	B91	M	13 AÑOS	-	SIN CRECIMIENTO
57	K4	H	3 AÑOS	-	SIN CRECIMIENTO
58	C5	H	11 AÑOS	-	SIN CRECIMIENTO
59	PRIETO	M	7 AÑOS	-	<i>Microsporum gypseum</i>
60	COLORADO	M	8 AÑOS	-	SIN CRECIMIENTO
61	BAYO	M	12 AÑOS	-	SIN CRECIMIENTO
62	ALAZAN	M	1 AÑO	-	SIN CRECIMIENTO
63	ISIS	H	8 AÑOS	-	<i>Microsporum gypseum</i>
64	BRONCO	M	8 AÑOS	-	<i>Microsporum gypseum</i>
65	CAPUCHINO	M	8 AÑOS	-	SIN CRECIMIENTO
66	CARIÑOSO	M	3 AÑOS	-	<i>Geotrichum spp</i>
67	CANELA	H	19 AÑOS	-	SIN CRECIMIENTO
68	G. DE ORO	M	3 AÑOS	-	SIN CRECIMIENTO
69	ANTARES	M	3 AÑOS	-	SIN CRECIMIENTO
70	INDIO	M	2 AÑOS	-	SIN CRECIMIENTO
71	E34	M	9 AÑOS	-	SIN CRECIMIENTO
72	C8	H	11 AÑOS	+	<i>Trichophyton mentagrophytes</i>
73	B83	M	13 AÑOS	-	SIN CRECIMIENTO
74	K9	H	3 AÑOS	-	SIN CRECIMIENTO
75	EUROPA	H	8 AÑOS	-	SIN CRECIMIENTO

ME	ID	SEXO	EDAD	KOH	CARACTERIZACIÓN
77	IVANA	H	6 AÑOS	-	SIN CRECIMIENTO
78	H 14/ 024	M	7 AÑOS	+	SIN CRECIMIENTO
79	C4	M	11 AÑOS	-	SIN CRECIMIENTO
80	CAMPERO	M	25 AÑOS	-	SIN CRECIMIENTO
Total	80 muestras		4 KOH Positivos		18 dermatofitos

Hembra (H); Macho (M); Positivo (+); Negativo (-) ID (identificación) ME (Muestra equino)

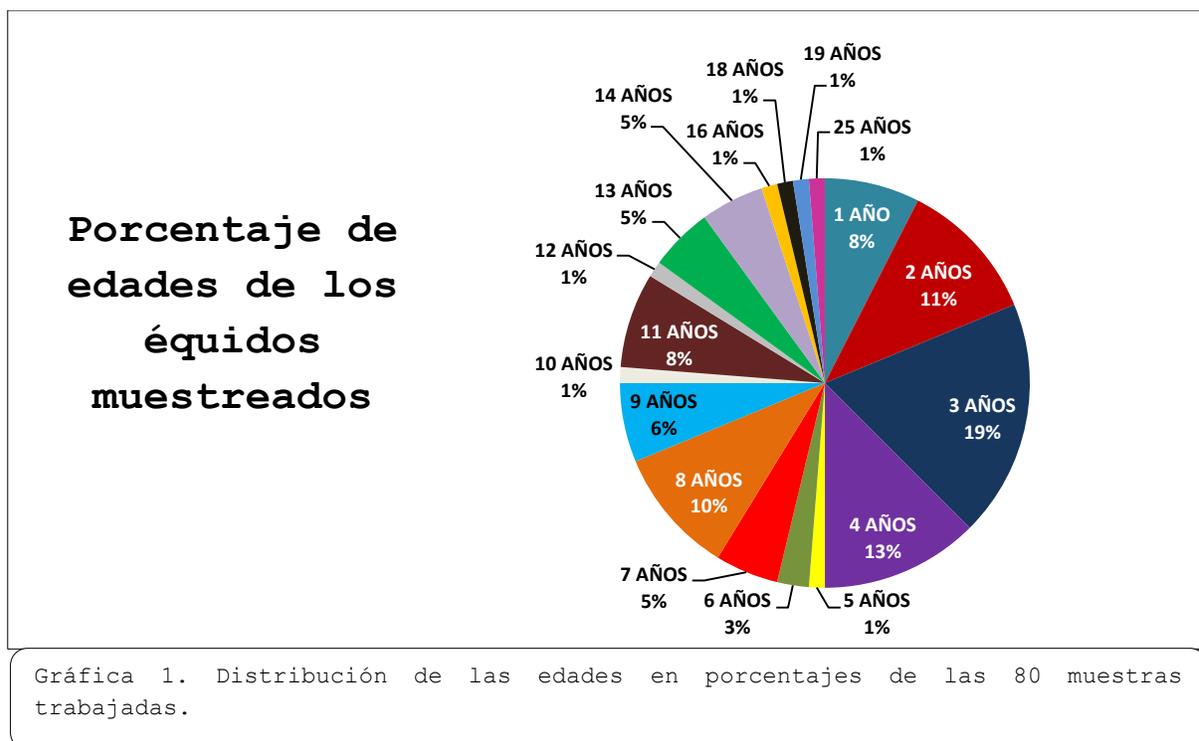
En él se puede apreciar que de las 80 muestras solo en cuatro de ellas se observaron estructuras micóticas con la preparación directa de KOH al 20%, lo cual representa un 5% del total de las muestras. En tres de ellas se obtuvo un aislamiento de dermatofito, mientras que en la otra no hubo ningún crecimiento.

Se logró obtener dieciocho aislamientos de dermatofitos, (Figura 8 y 9). De los cuales, el 17% fue positivo al KOH al 20% y el 83% restante fue negativo, por lo tanto se corrobora que la prueba de KOH al 20% es poco confiable para obtener un diagnóstico confiable de las dermatofitosis.

Los micetos del género *Geotrichum spp.* son habitantes normales del medio ambiente; sin embargo, se ha reportado como patógeno emergente.

De los animales muestreados 51 fueron de machos y 49 de hembras. Los rangos de edades van desde un año de edad hasta veinticinco años, los equinos que se muestrearon en mayor

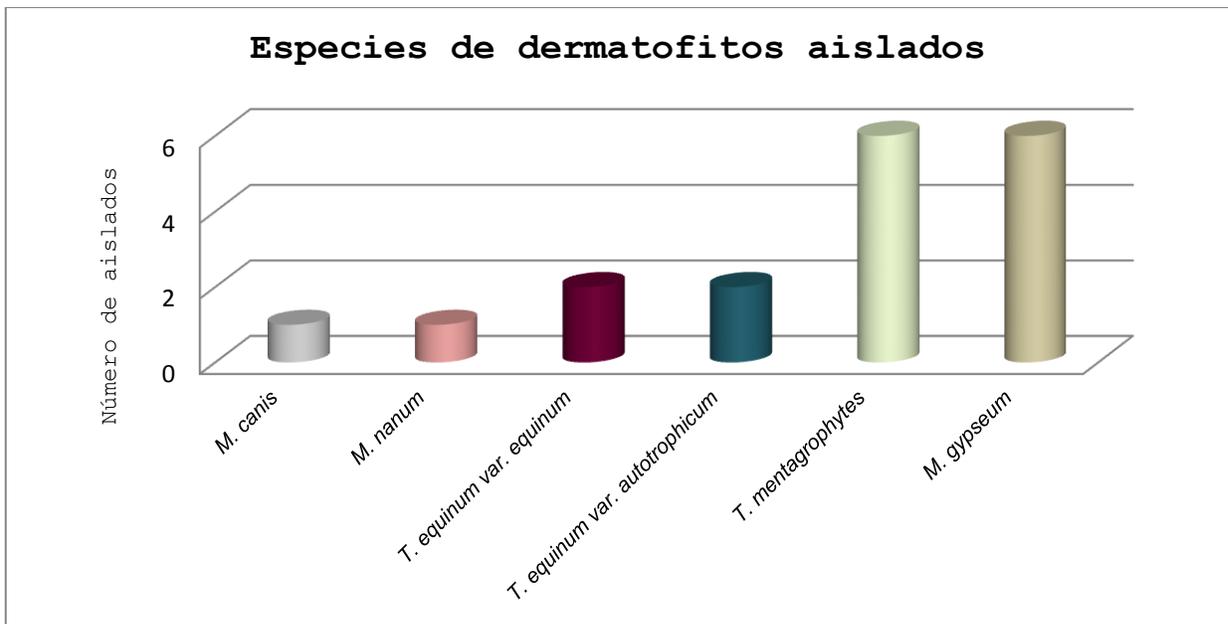
proporción fueron los que tenían 3 años de edad con un 19%. La gráfica muestra que las edades en las cuales se ven más afectados los equinos es desde uno hasta cuatro años. (Gráfica 1)



De las 80 muestras de pelo y escamas trabajadas se recuperaron 18 hongos dermatofitos lo que corresponde al 22.5% de los individuos muestreados. Se superó en un 3.5% el porcentaje esperado en la hipótesis.

Las especies que se encuentran afectando a los equinos en el suroriente de la Cd. De México son: *Trichophyton equinum* var. *equinum*, *T. equinum* var. *autotrophicum* (figura 10, 11 y 12) (Figura 12), *T. mentagrophytes* (figura 13 y 14), *Microsporum*

gypseum (figura 15 y 16), *M. canis* disgónico (figura 17 y 18), *M. nanum* (figura 19 y 20). (Gráfica 2)



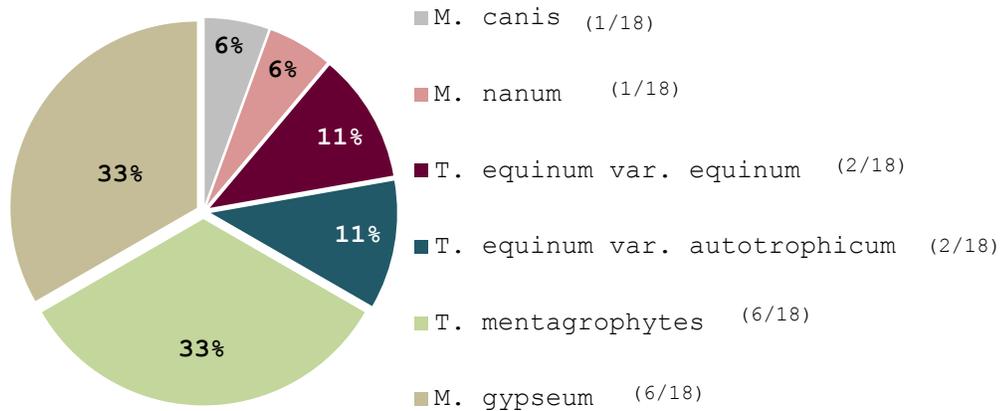
Gráfica 2. Número de especies de dermatofitos aislados en equinos del suroriente de la Cd. de México.

En la gráfica 3 se muestran los porcentajes de los aislamientos de dermatofitos que se obtuvieron, *Trichophyton mentagrophytes* y *Microsporium gypseum* son los dermatofitos que se aislaron con mayor frecuencia.

Solo a los cultivos de *T. mentagrophytes* se les sembró en agar harina de maíz, agar harina de avena y medio arroz para favorecer su crecimiento.

Para llegar a la identificación final se metió al sistema de cuerpo perforante, la cual fue positiva. (Figura 21 y 22)

Porcentajes de dermatofitos



Gráfica 2. Distribución en porcentajes de los dermatofitos aislados en equinos del suroriente de la Cd. De México.

7. DISCUSIÓN

En el presente estudio se compararon las dos técnicas utilizadas para la recolección de muestra de pelo y escamas.

El resultado que se observó es que fue más útil la técnica de depilado del pelo, ya que al realizar la siembra por punto aislado se obtuvieron crecimientos en cultivo puro en la mayoría de los casos.

En la técnica de Mackenzie, la siembra se realizó sacudiendo el cepillo en el medio de cultivo, por lo tanto además del crecimiento del dermatofito también se desarrollaron los hongos saprófitos que estaban presentes en la piel, esto resultó ser un obstáculo para los dermatofitos, debido al tiempo que tardan en crecer además de que se mezclaron y resultó un verdadero reto llegar a tener un cultivo puro.

Lo descrito anteriormente difiere con el estudio realizado por Goldberg (1965),⁵⁵ él afirma que el cepillado es la mejor opción para obtener un aislamiento. Rosenthal y Wapnick (1963)⁵⁶ también evaluaron esta técnica, en su estudio concluyen que con el método de Mackenzie consiguieron mayor cantidad de aislamientos en comparación con el depilado.

El resultado obtenido en este estudio fue diferente al de Goldberg, Rosenthal y Wapnick, ya que ellos trabajaron con animales de laboratorio los cuales se encuentran en un ambiente controlado. En cambio, los équidos no se encuentran en un

ambiente controlado; ellos viven en caballerizas o corrales, el tipo de sustrato que se utiliza como cama es paja, viruta de madera y a veces tierra, además existe un estrecho contacto de los equinos con otro tipo de fauna como aves, roedores, perros, gatos entre otros.

La mayoría de los individuos muestreados no eran bañados con frecuencia así que la piel tenía una amplia variedad de hongos saprófitos y bacterias.

De las 80 muestras trabajadas se obtuvo un 25% de aislamientos positivos, de los cuales el 90% fueron correspondientes a dermatofitos, el 10% restante pertenece a un hongo del género *Geotrichum*, esto debe ser tomado en cuenta pues se ha reportado como un patógeno emergente, ha sido aislado principalmente en lesiones de piel.⁷ De acuerdo a un estudio realizado por Figueredo y colaboradores (2011)⁵⁷ se encontró que de 64 casos dermatológicos en equinos, en 18 de estos se aisló a *Geotrichum candidum* y solo 2 de dermatofitos. Al recibir el tratamiento se observó mejoría en los equinos.

En el presente estudio se obtuvo un 22.5% de aislamientos de dermatofitos. De acuerdo a Pascoe (1979)³³ y Velez (1989)⁵⁸ es un resultado insignificante e insuficiente pues ellos consideran como suficiente un 30% y 43% respectivamente; sin embargo, en los trabajos realizados por Moretti (1998)⁵⁹ y Scott (2004),⁵ se aprecian resultados muy distintos a los

mencionados, pues ellos lograron un aislamiento del 9% y 8.8% respectivamente. Estos estudios fueron realizados en diferentes países, por lo cual la incidencia de los dermatofitos es diferente, debido a que las condiciones de cada país es distinta.

El primer estudio hecho en la Cd. de México fue realizado por Vallejo (2008),⁶⁰ él describe que logro un 65% de aislamientos positivos.

Los resultados obtenidos en este estudio pueden estar influenciados por factores tales como la cantidad de animales muestreados, la época del año en la que se realizó el muestreo, los lugares donde se permitió tomar las muestras y finalmente que al momento de tomar la muestra el caballo y ya estuviera en tratamiento y no se haya informado.

Las especies de dermatofitos que se encontraron afectando a los équidos en el suroriente de la Ciudad de México son:

Microsporum gypseum (6)

Trichophyton mentagrophytes (6)

Trichophyton equinum var. *equinum* (2)

Trichophyton equinum var. *autotrophicum* (2)

Microsporum canis disgónico (1)

Microsporum nanum (1)

Aunque se ha descrito a *Trichophyton equinum* como el principal agente de la dermatofitosis equina en todo el mundo,^{7,11,23,31}

estos resultados muestran que en la Cd. de México no es el principal causante de dicha enfermedad.

Después de *T. equinum*, los otros agentes que afectan con mayor frecuencia a los equinos son: *Microsporum equinum*, *Microsporum gypseum*, otros dermatofitos que son menos frecuentes son: *Trichophyton verrucosum*, *T. mentagrophytes*, *Microsporum canis*.^{7,10,23}

Los resultados obtenidos en este estudio corroboran lo descrito por Georg (1957),³¹ Scott (1988),⁴⁶ Cabañez (2000)¹¹ y Biberstein (2001)²³ quienes coinciden que son los principales dermatofitos que afectan a los equinos. Cabe mencionar que en este estudio no se tomó en cuenta a *T. verrucosum* ya que se trata de un hongo que afecta principalmente a los bovinos y al momento de muestrear a los equinos se observó que no estaban en contacto con ellos. Tampoco se obtuvo ningún aislamiento de *M. equinum* a pesar que se menciona como el segundo agente más aislado en esta especie, como lo reportó Kane en 1982.³⁷ Sin embargo, sí se tiene reportada su existencia en la Cd. de México de acuerdo a Vallejo (2008).⁶⁰

Uno de los dermatofitos aislados con mayor frecuencia fue *Trichophyton mentagrophytes*, quien se aísla principalmente del suelo y roedores.²⁸ Los equinos muestreados estaban en constante contacto con la fauna nociva del lugar. El otro dermatofito fue *Microsporum gypseum* el cual es un hongo

geofílico ya que se aísla del suelo.²⁸ Las caballerizas y corrales donde se alojaban estos animales contaban con una cama hecha a base de paja y tierra por lo que no es difícil que a través de este medio hayan contraído a dicho dermatofito.

También se aisló a *Microsporum nanum*, que es un dermatofito que se ha reportado como principal causante de dermatofitosis en cerdos y es la primera vez que se aísla de una muestra de equino. Este es el primer reporte que se tiene sobre la presencia de este hongo como causante de dermatofitosis en equinos.

Finalmente, uno de los hallazgos más importantes fue el aislamiento de ambas variedades de *T. equinum*, ya que anteriormente se tenía la creencia de que *T. equinum var. autotrophicum* sólo se encontraba en Australia y Nueva Zelanda,^{15,32,33} y se tiene un reporte de que fue Aislado en Egipto.⁴³ Lo cual, constituye hasta donde es de nuestro conocimiento, como el primer reporte de su existencia en México.

8. CONCLUSIONES

En el presente trabajo se demostró que la técnica de Mackenzie para recolectar muestras en equinos es de poca utilidad debido al ambiente en que se encuentran los animales. Es más útil el depilado del área lesionada.

Se obtuvieron mejores resultados al preparar el medio de cultivo adicionando los componentes por separado, en comparación con el medio comercial.

De las especies encontradas, *T. equinum* no es el principal causante de las dermatofitosis en equinos; sin embargo, *M. gypseum* y *T. mentagrophytes* se encontraron como los principales dermatofitos que afectan a los équidos en el suroriente de la Cd. de México.

9. BIBLIOGRAFIA

1. Ajello L. Natural history of dermatophytes and related fungi. *Mycopathol Mycol Appl* 1974; 53:93-110.
2. Bonifaz AT. *Micología Médica Básica*, 4° edit. México: McGraw-Hill Interamericana, 2010. Pág. 93.
3. Dyce KM, Sack WO, Wensing CJG. *Anatomía Veterinaria*, 1° edit. México: McGraw-Hill Interamericana, 2007.
4. Köning HE, Liebich HG. Tegumento común (Integumentum commune). Bragulla H, Brudas KD, Mülling Chr, Reese S, Köning HE editors. *Anatomía de los animales domésticos órganos, Sistema circulatorio y sistema nervioso Tomo 2*. Buenos Aires, Bogotá, Caracas, Madrid, México, Brasil, Editorial Médica Panamericana, 2005: 325-333
5. Scott DW, Miller WH, *Dermatología Equina*, 1st edit. Argentina: Saunders, 2004.
6. Pascoe RR, Knottenbelt DC. *Manual of equine dermatology*. 1° edit. Hong Kong: W.B. SAUNDERS, 1999.
7. Cafarchia C, Figuerado LA, Otranto D. Fungal diseases of horses. *Vet. Microbiol.* (2013): 1-20
8. Stephen DW. *Equine Bacterial and Fungal Diseases: A Diagnostic and Therapeutic Update*. *Clin tech Equine pract.* (2005) ;4: 302-310
9. López-Guerrero R, Ladin-Grandvallet L, Argüelles-Góngora. Berenice. Lara-Tejeda, Jorge. *Dermatofitosis Equina*,

2008.informativo veterinario Albéitar [serial online] 2008
septiembre; [citado 6 enero 2014]; Disponible en:
<http://albeitar.portalveterinaria.com/noticia/3631/Articulos-otros-temas-archivo/Dermatofitosis-equina.html> Vet.
Grandes Esp. U. Veracruzana, México.

10. Pascoe RR. Studies on the prevalence of ringworm among horses in racing and breeding stable. *Australian Vet. J.* 1976; 52:419-421.
11. Cabañes FJ. Dermatophytes in domestic animals. *Revista Iberoamericana de Micología* (2000), 17: 104-108.
12. Dwigth CH. Yuan CZ. *Veterinary Microbiology*. USA. Blackwell Science, Inc. 1999.
13. Reinoso EH, Beatriz CS, Giordano A., Renner EJ. Micosis Superficiales, en *Microbiología Veterinaria*, edit. Stanchi NO, Martino PE, Gentilini E, Reinoso EH, Echeverría MG, Leardini N. Argentina, 2005: 649-666.
14. Tainwala R, Sharma YK. Pathogenesis of dermatophytoses. *Indian J Dermatol*, 2011; 56:259-261.
15. Weitzman I, Summerbell RC. The Dermatophytes, *Clin Micro Reviews* 1995;40:240-259
16. Scott WJ, Anthony AY. Infectious Folliculitis and Dermatophytosis. *Equine Dermatology*. Dec. 2013; 29: 559-575.

17. Tizard IR, *Inmunología veterinaria*. 6° edit. México: McGraw-Hill Interamericana, 2000.
18. Quinn PJ. *Veterinary microbiology and microbial diseases*. 1° edit. Gran Bretaña: Blackwell Publishing, 2002.
19. Luque A. *Micología Dermatofitosis*, Fac. Cs. Bioq. Y Farm. UNR (Centro de Referencia de Micología) 2012 Marzo; [citado 14 mayo 2014] disponible en: www.fbioyf.unr.edu.ar/evirtual/.../P.P. Dermatofitos Micologia.pdf
20. Carmichael JW, Padhye AA. The genus *Arthroderma* Berkeley Canadian J. Bot. 1971; 9: 1525-1540.
21. Georg L.K. Ecology and diagnostic problems of fungal zoonoses. *Industrial Medicine and Surgery*, 33:5, 1964: 308-310.
22. Radostits OM, Gay CC, Hinchcliff KW, Constable PD. *Veterinary Medicine: a textbook of the diseases of cattle, horses, sheep, pigs and goats*, 10° edit. New York: SAUNDERS, 2006: 1476-1478.
23. Biberstein EL. Dermatophytes En: Hirsh DC. Chung ZY. *Veterinary microbiology*. U.S.A.: Blackwell Science, 2001:214-219.
24. Scott DW, Miller WH Jr. *Equine Dermatology*, 2° edit. Missouri: SAUNDERS, 2011:171-210.

25. ST- Germain G, Summerbell R, Identifying Fungi a clinical laboratory handbook, 2° edit. Korea: Star publishing company inc., 2011.
26. Mycology Online, The University of Adelaide. org [home page on the internet]. 2014 [update 2014 Jan. 6: cited 2014 May 14]. Available from: http://www.mycology.adelaide.edu.au/Fungal_Descriptions/Dermatophytes/Trichophyton/
27. Fisher F, Cook NB, Fundamentals of Diagnostic Mycology, USA, W.B. Saunders Company, A Division of Hartcourt Brace and Company 1998.
28. Rebell G., Taplin D., Dermatophytes Their Recognition and Identification, University of Miami Press, USA 1979.
29. Mycology Online, The University of Adelaide. org [home page on the internet]. 2014 [update 2014 Jan. 6: cited 2014 june 14]. Available from: http://www.mycology.adelaide.edu.au/Fungal_Descriptions/Dermatophytes/Trichophyton/equinum.html
30. Hungerford LL. Campbell CL. Smith AR, Veterinary Mycology Laboratory Manual. USA: Iowa State University Press/Ames, 1998.
31. Georg LK, Kaplan W, Camp LB. Trichophyton equinum-are-evaluation of its taxonomic status. Journal of Investigate Dermatology 1957; 29(1):27-37.

32. Smith JMB, Jolly RD, Lucille K, Georg K, Connole MD. *Trichophyton equinum* var. *autotrophicum*; its characteristics and geographical distribution. *Medical Mycology*, 1968; 6(4):296-304.
33. Pascoe RR. The epidemiology of the ringworm in a race horses caused by *Trichophyton equinum* var. *autotrophicum*. *Vet. J.* 1979; 55: 403-407
34. Mycology Online, The University of Adelaide. org [home page on the internet]. 2014 [update 2014 Jan. 6: cited 2014 june 14]. Available from: http://www.mycology.adelaide.edu.au/Fungal_Descriptions/Dermatophytes/Trichophyton/mentagrophytes.html
35. Mycology Online, The University of Adelaide. org [home page on the internet]. 2014 [update 2014 Jan. 6: cited 2014 May 14]. Available from: http://www.mycology.adelaide.edu.au/Fungal_Descriptions/Dermatophytes/Microsporum/index.html
36. Mycology Online, The University of Adelaide. org [home page on the internet]. 2014 [update 2014 Jan. 6: cited 2014 May 14]. Available from: http://www.mycology.adelaide.edu.au/Fungal_Descriptions/Dermatophytes/Microsporum/Microsporum_equinum.html
37. Kane J, Padhye AA, Ajello L. *Microsporum equinum* in North America. I. *Clin. Microbiol.* 1982; 16(5): 943-947.

38. Segundo ZC, Martínez A, Arenas R, Fernández R, Cervantes RA. Dermatomicosis por *Microsporum canis* en humanos y animales. *Rev Iberoam Micol* 2004; 21:39-41
39. Land G, The Genus *Microsporum*. Kane J, Summerbell R, Sigler L, Land G, Kraiden S. *Laboratory Handbook of Dermatophytes*. USA, 1997: 193-206.
40. Pascoe RR, Knottenbelt CD, McGarry WJ. *Principles & Practice of Equine Dermatology*. 2° edit. London; SAUNDERS. 2009: 167-175.
41. Pilsworth RC, Knottenbelt D. Skin diseases refresher Dermatophytosis (ringworm), *Equine Vet. Educ.*; (2007);3:151-154
42. Chung TH, Park GB, Lim CY, Park HM, Cho GC, Youn HY, Chae JS, Hwang CY. A rapid molecular method for diagnosing epidemic dermatophytosis in a racehorse facility. *Equine vet. J.* 2010; 42 (1): 73-78
43. Heidy AE-Y, Effat M, Abdalla K, Bakry M, Alarousy R, Farahat E, Application of Molecular Techniques for Rapid Diagnosis of Dermatophytes Infection in Horses. *Global Veterinaria*. 2013; 10(3):310-317.
44. Acha PN, Szyfres B. Zoonosis y enfermedades transmisibles comunes al hombre y a los animales Vol. 1 Bacteriosis y micosis. 3° edit. Washington, D.C.; Organización Panamericana de la Salud. 2001: 354-361

45. Rochette F, Engelen M, Vanden BH. Antifungal agents of Use in Animal Health- Practical applications. J. vet. Pharmacol. Therap; 2003:26:31-53
46. Scott DW. Large animal dermatology. 1° edit. USA: SAUNDERS, 1988.
47. Fernández TB. Sensibilidad antifúngica de los dermatofitos (tesis de doctorado). (Reus) España: Universitat Rovira i Virgili, 2005.
48. Lloyd HD, Littlewood DJ, Craig MJ, Thomsett. Practical Equine Dermatology. 1° edit. UK: Blacwell Science, 2003: 27-30
49. Instituto Nacional de Estadística y Geografía. Conociendo el Distrito Federal. (INEGI)2013 [Revisado el 2 septiembre 2014]; disponible en: URL: http://http://www.inegi.org.mx/prod_serv/contenidos/espanol/bvinegi/productos/estudios/conociendo/DF.pdf
50. Mackenzie DWR. Philpot CM. Isolation and Identification of Ringworm Fungi. Public Health Laboratory Service. Monograph Series No 15. HM Stationary Office London; UK. (1981)
51. Cabañes Saenz FJ. "12.2. Identificación de hongos dermatofitos" Revista Iberoamericana de Micología 2001; [revisado 6 enero 2014]; disponible en: URL: <http://www.guia.reviberoammicol.com/Capitulo12.pdf>. Pfizer.

52. Morielli AK. Diagnostic techniques for dermatophytosis. *Clinical techniques in small animal practice*; 2001; 16(4): 219-224.
53. Mackenzie, D. W. R. "Hairbrush diagnosis" in detection and eradication of non-fluorescent scalp ringworm." *British medical journal*: 1963; 2: 363.
54. Harris JL. Modified method for fungal slide culture. *J Clin. Microbiol.* 1986; 24: 460-461
55. Goldberg HC, "Brush" technique in animals. Finding contact sources of fungus diseases. *Arch Dermatol.* 1965 Jul;92(1):103.
56. Rosenthal SA, Wapnick H, The Value of Mackenzie's "Hair Brush" Technic in the Isolation of *T. Mentagrophytes* from Clinically Normal Guinea-Pigs. *The Journal of Investigative Dermatology* (1963); 41: 5-6
57. Figueredo LA, Cafarchia C, Otranto D, Geotrichum candidum as etiological agent of horse dermatomycosis, *Veterinary Microbiology* 148; (2011): 368-371.
58. Velez H, Santamaría L, Montoya F. El medio Kaminski adicionado con nistatina para el aislamiento de dermatofitos y otros hongos patógenos. *IATREIA.* 1989; (2) 1: 45-49.
59. Moretti A, Boncio L, Pasquali P, Fioretti P, Epidemiological Aspects of Dermatophyte Infections in

Horses and Cattle, Journal of Veterinary Medicine, Series B, 1998; (45), 205-208.

60. Vallejo BD, Eficacia del extracto de cítrico estandarizado de semilla de toronja (Citrus máxima) en el tratamiento de dermatofitos en caballos (tesis de licenciatura). D.F. México. UNAM. 2008.
61. López RA, Sousa SA, Tomás GJ, "3.1 Fundamentos básicos para el diagnóstico micológico" Revista Iberoamericana de Micología 2007; [revisado 15 febrero 2014]; disponible en: URL: www.guia.reviberoammicol.com/Capitulo3.pdf . Pfizer.
62. Guevara RM, Urcia AF, Casquero CJ, , Manual de procedimientos y técnicas de laboratorio para la identificación de los principales hongos oportunistas causantes de micosis; [revisado 15 febrero 2014]; disponible en : URL: <http://www.ins.gob.pe/insvirtual/images/otrpubs/pdf/Manual%20Hongos.pdf>
63. Cervantes ORA, Aislamiento e identificación de dermatofitos de bovinos y cerdos en México. (tesis de licenciatura). D.F. México. UNAM. 1976.

10. ANEXOS I

❖ Medios

1. Agar micobiótico adicionado con ácido nicotínico elaborado por ingrediente:

Peptona de caseína.....	10 g
Dextrosa.....	10 g
Agar.....	15 g
Cloranfenicol.....	500 mg
Ciclohexamida.....	0.4 g
Ácido nicotínico.....	2%
Agua destilada	1000 ml

Preparación:

1. Se agregan todos los ingredientes al agua destilada.
2. La ciclohexamida se diluye primero en acetona y luego se agrega al resto de la preparación.
3. Se esteriliza a 120°C, 15 libras por 15 minutos.
4. La solución con ácido nicotínico se agrega por filtración 2 ml por cada 100 ml de medio.

2. Agar micobiótico comercial (BD BIOXON®) adicionado con ácido nicotínico:

Peptona de soya.....	10 g
Dextrosa.....	10 g
Agar.....	12.5 g
Cloranfenicol.....	50 g
Ciclohexamida.....	0.4 g
Ácido nicotínico.....	2%
Agua destilada	1000 ml

Preparación:

1. En el frasco se indican la forma de preparación.
2. La solución con ácido nicotínico se agrega por filtración 2 ml por cada 100ml de medio.

3. Agar dextrosa Sabouraud (BD BIOXON®)

Dextrosa.....	40 g
Peptona de carne.....	5 g
Peptona de caseína.....	5 g
Agar.....	15 g
Agua destilada.....	1000 ml

Preparación:

En el frasco se indican la forma de preparación.

4.- Agar dextrosa Sabouraud (BD BIOXON®) adicionado con ácido nicotínico

Dextrosa.....	40 g
Peptona de carne.....	5 g
Peptona de caseína.....	5 g
Agar.....	15 g
Ácido nicotínico.....	2%
Agua destilada.....	1000 ml

Preparación:

1. En el frasco se indica la forma de preparación.
2. La solución con ácido nicotínico se agrega por filtración 2 ml por cada 100 ml de medio.

5.- Agar harina de avena preparada por ingrediente

Harina de avena.....	30 g
SO ₂ Mg 7 H ₂ O.....	1 g
PO ₄ H ₂ K.....	1.5 g
Agar.....	15 g
Agua destilada.....	1000 ml

Preparación:

1. Hervir lentamente los 30 g de harina de avena en 1000 ml de agua durante 1 hora.
2. Filtrar y ajustar el volumen del caldo a 1000 ml.
3. Añadir las sales y calentar hasta su disolución.

4. Esterilizar a 121°C durante 15 min.

5. Dispensar en cajas de Petri.⁶¹

6.- Agar harina de maíz con Tween 80 preparado por ingrediente

Harina de maíz..... 40 g

Agar..... 20 g

Tween 80..... 3 ml

Agua destilada..... 1000 ml

Preparación:

1. Mezclar la harina de maíz en agua.

2. Filtrar con gasa.

3. Medir y completar hasta 1.000 ml.

4. Esterilizar a 121°C durante 10 min. Filtrar.

5. Añadir el agar y el Tween 80 y calentar hasta disolver.

6. Esterilizar a 121°C durante 15 min.⁶¹

7. Dispensar en cajas de petri.

7.- Medio arroz

Arroz blanco..... 2 g

Agua destilada..... 10 ml

Preparación:

1. Mezclar los ingredientes en tubos viales.

2. Esterilizar a 121°C durante 15 min.⁶¹

❖ Técnicas Y procedimientos

A) Medio aclarante KOH 20%

Componentes:

- Hidróxido de potasio (KOH)..... 20 g
- Agua destilada..... 100 ml

1. Adicionar el hidróxido de potasio al agua destilada lentamente y en agitación.
2. Mezclar y agitar hasta la completa disolución de los cristales.
3. Se puede agregar glicerina al 10% para tener preparaciones de mayor duración reduciendo la evaporación.

Examen directo al microscopio:

Sobre un portaobjetos se coloca una pequeña porción de pelos y escamas.

Se agregan 2 o 3 gotas de la solución y se coloca un cubreobjetos.

Se deja reposar de 15 a 20 minutos.

Se observa al microscopio con el objetivo seco débil (10x) y después con el seco fuerte (40x) para poder observar las estructuras como hifas, artroconidias que pueden estar de forma ectótrix o endótrix.³⁹

B) Tinción de Lactofenol azul de algodón (LAA) modificada

Componentes:

o Solución A

- Fenol (cristales)..... 20 mg
- Ácido láctico..... 20 mg
- Glicerina..... 40 ml

o Solución B

- Azul de Algodón..... .10 g
- Agua destilada..... 20 ml

1. Mezclar las soluciones A y B hasta que se disuelvan bien.

2. Luego se filtra y se conserva en un frasco oscuro.

La modificación que se realizó a esta preparación es la concentración de Azul de algodón, ya que originalmente se le agrega 0.05g sin embargo se observó que no se teñían adecuadamente las estructuras por lo que se agregó 0.05g más, y así se obtuvo una buena coloración de las estructuras fungales.⁶²

Procedimiento:

1. Sobre un portaobjetos se coloca una gota de lactofenol azul de algodón.

2. Se flamea e asa en L y se toma una pequeña cantidad de la colonia y se coloca en la gota.

3. Se coloca el cubreobjetos sobre la gota deslizándolo suave para evitar que se formen burbujas.
4. Se observa al microscopio con el objetivo de 40x.

C) Microcultivo o técnica de Ridell

Componentes:

- Caja de petri de vidrio con una varilla de vidrio, portaobjetos y cubreobjetos estériles.
- Placa de agar 35 ml cortada en bloques.
- Agua destilada estéril.

Procedimiento:

1. Se prepara una placa con 35 ml de SDA comercial
2. Se corta un bloque de aproximadamente 1cm utilizando material estéril.
3. Se transfiere el bloque a una que caja que contiene un portaobjetos estéril.
4. Se inoculan los 4 lados del bloque con la cepa.
5. Se coloca un cubreobjetos también estéril encima del bloque y se hace una ligera presión.
6. Se coloca en el fondo de la caja 10 ml de agua destilada estéril, sin tocar con ella el portaobjetos.
7. Se coloca en la incubadora a 30°C, hasta que se observe crecimiento. Cuando el micelio toque el cubreobjetos y el portaobjetos se puede inactivar para su observación.

8. Para inactivarlo primero se tiene que retirar el agua con ayuda de una pipeta y colocar formol al 10% y dejarlo actuar de 40 minutos a una hora.

9. Posteriormente se separa el cubreobjetos del bloque, y el bloque se retira con ayuda de un bisturí.

10. Se agrega el lactofenol azul de algodón en un portaobjetos y se coloca el cubreobjetos del microcultivo. Mientras que al portaobjetos del microcultivo se le pone un poco de colorante y se coloca un cubreobjetos.

11. Se observa al microscopio primero con 10x y después con 40x.³⁹

D) Sistema de cuerpo perforante

Componentes:

- Tierra estéril (aproximadamente 10 g)
- Pelo de equino estéril
- Agua destilada estéril
- Caja de petri de vidrio estéril

Procedimiento:

1. Dentro de la caja se coloca un poco de tierra, cubriendo todo el fondo de la caja.

2. Después se coloca el agua destilada, sólo para humedecer la tierra, NO tiene que quedar lodo.

3. Luego se colocan algunos pelos de caballo sobre la tierra.

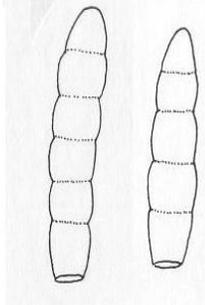
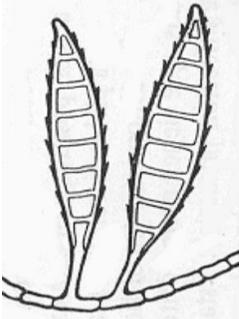
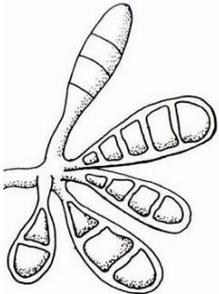
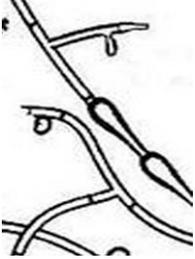
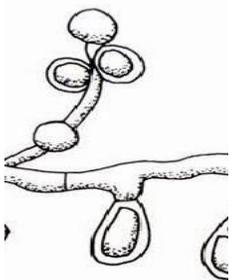
4. Finalmente se toma un poco de cultivo y se inocular sobre el pelo.

5. Se cierra la caja y se deja por 15 días hasta ver crecimiento del hongo, se coloca en un portaobjetos una gota del colorante lactofenol azul de algodón, sobre la gota se pone un poco del pelo y se cubre con un cubreobjetos.

6. Se observa al microscopio primero a 10x luego a 40x para poder observar los cuerpos perforantes.³⁹

11. ANEXO II

❖ Cuadros e Imágenes

	<i>Trichophyton</i>	<i>Microsporum</i>	<i>Epidermophyton</i>
Microconidias	Abundantes	Regularmente ausentes	Ausentes
Forma			
Macroconidias	Regularmente ausentes	Abundantes	Presentes
Forma			
Hifas	Delgadas septadas, en forma de espiral	Ligeramente más gruesas que las de <i>Trichophyton.</i> , tienen forma de raqueta	Ligeramente más gruesas que las de <i>Trichophyton.</i>
Forma			

Cuadro 1: Descripción de los géneros de dermatofitos¹⁹

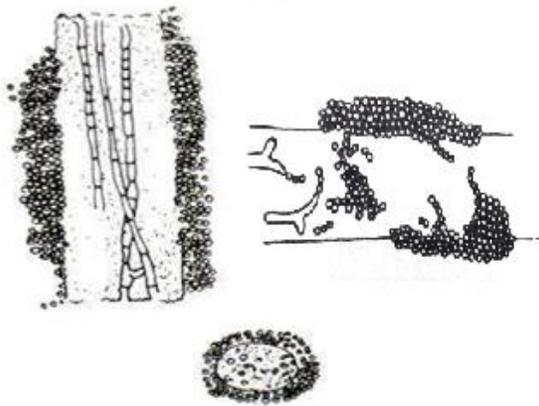


Figura 1. Parasitación de tipo ectotrix en el tallo piloso^{19, 63}



Figura 2. Parasitación de tipo endotrix en el tallo piloso^{19, 63}

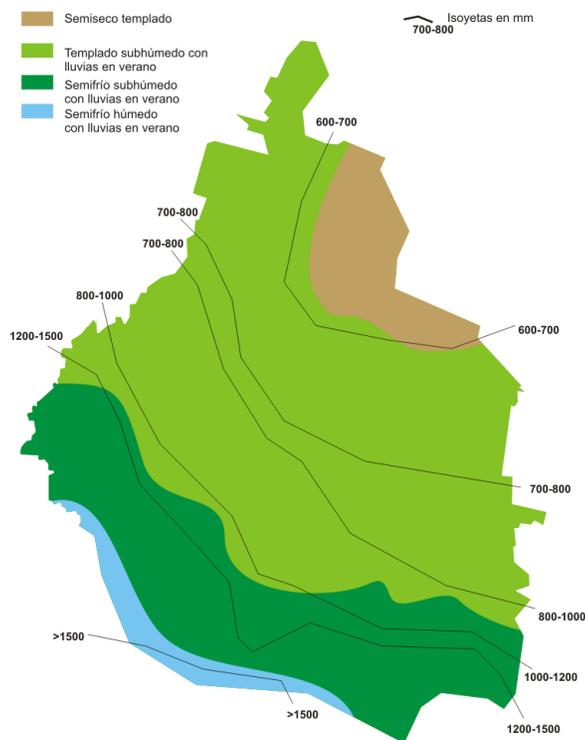


Figura 3. Mapa de los climas que se tienen en la Ciudad de México⁴⁹



Figura 5. Caballo con lesiones en cara.



Figura 6. Caballo con lesiones en cuello y miembros anteriores positivo a *M. oviscapri*

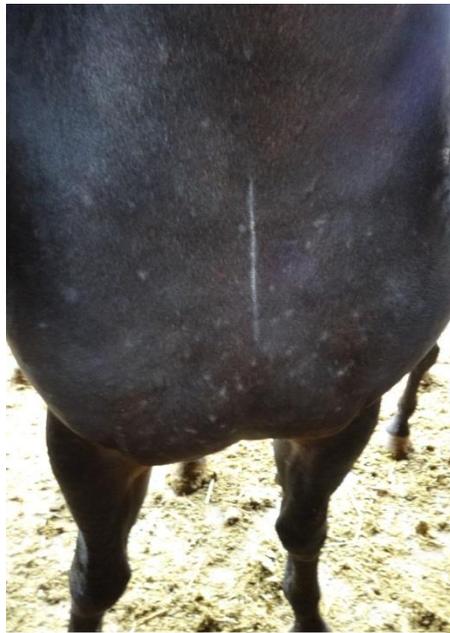


Figura 7. Caballo con lesiones en el pecho.



Figura 8. Preparación de KOH 20% positivo, se observa la sábana de artroconidas alrededor del pelo (40x)



Figura 9. Preparación de KOH 20% positivo, se observan las hifas en la escama (40x)

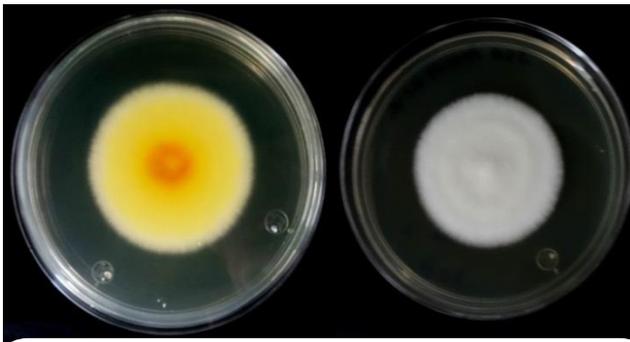


Figura 10. Cultivo de *Trichophyton equinum* en SDA a la izquierda el fondo del agar y a la derecha la superficie del agar. Cultivo de 15 días



Figura 11. Microconidias de *Trichophyton equinum* de un microcultivo de 15 días, teñido con LAA (40x)

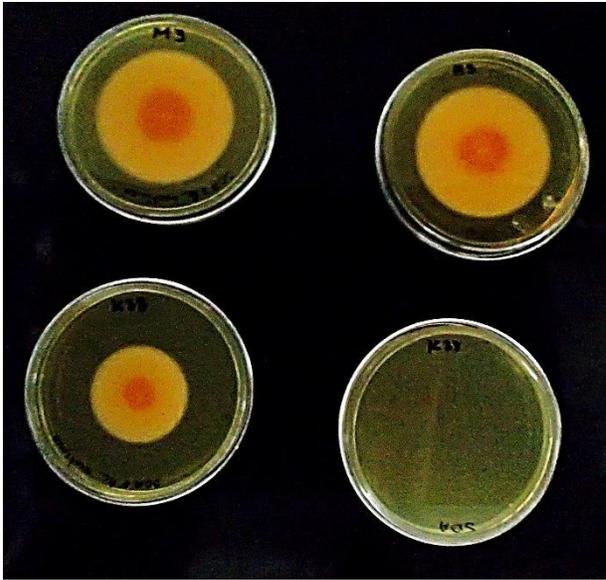


Figura 12. Cultivos de *Trichophyton equinum* mostrando ambas variedades, arriba está el *Trichophyton equinum* var. *autotrophicum* se observa su crecimiento con y sin la presencia del ácido nicotínico en el medio y abajo *T. equinum* var. *equinum* se observa que solo hay crecimiento en el medio que tiene ácido nicotínico.

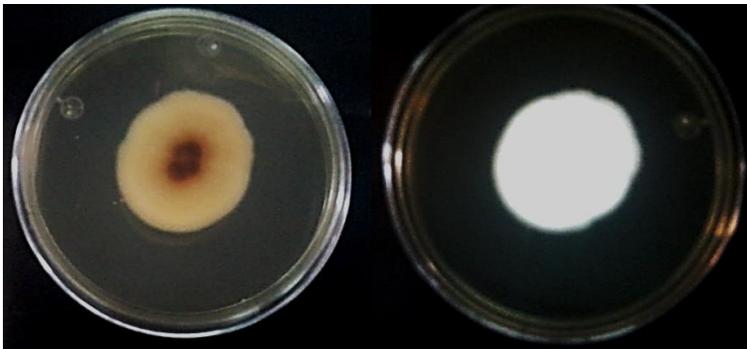


Figura 13. Cultivo de *Trichophyton mentagrophytes* en SDA, a la izquierda el fondo del agar y a la derecha la superficie del agar. Cultivo de 15 días

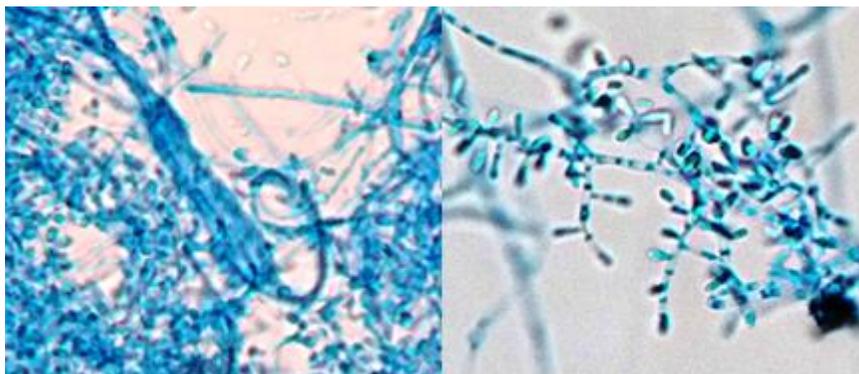


Figura 14. Microconidias e hifas en espiral de *Trichophyton mentagrophytes* de un microcultivo de 30 días, teñido con LAA. (40x)



Figura 15. Cultivo de *Microsporium gypseum* sembrado en SDA a la izquierda superficie del agar y a la derecha el fondo del agar. Cultivo de 10 días.

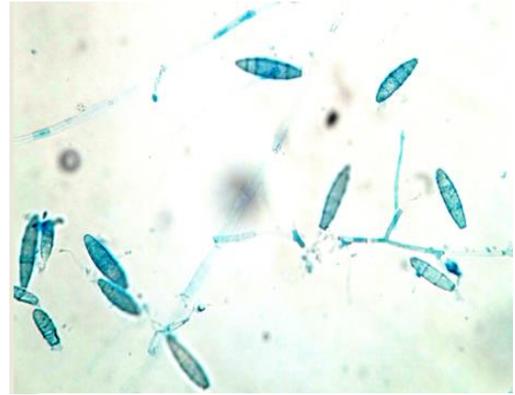


Figura 16. Macroconidias de *Microsporium gypseum* de un microcultivo de 10 días, teñido con LAA (40x).



Figura 17. Cultivo de *Microsporium canis* disgónico sembrado en SDA. A la izquierda la superficie del agar y a la derecha el fondo del agar. Cultivo de 20 días



Figura 18. Macroconidias de *Microsporium canis* disgónico de un microcultivo de 10 días, teñido con LAA. (40x)

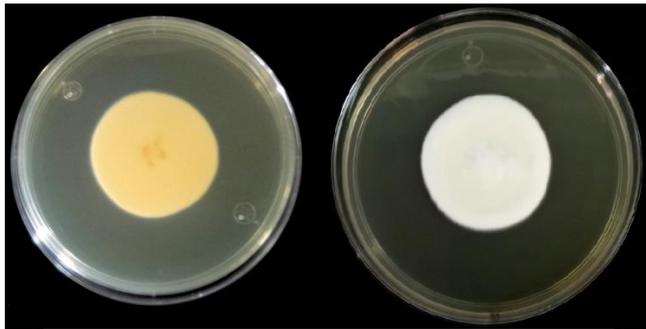


Figura 19. Cultivo de *Microsporium nanum* en SDA. A la izquierda la superficie del agar y a la derecha el fondo del agar. Cultivo de 15 días

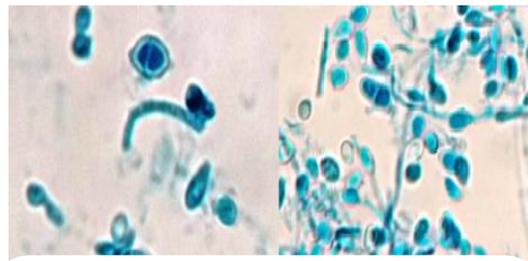


Figura 20. Macroconidias de *Microsporium nanum* de un microcultivo de 10 días, teñido con LAA (40x).



Figura 21. Sistema de cuerpo perforante.



Figura 22. Pelo de equino donde se muestran las perforaciones causadas por *T. mentagrophytes*.