
J.R. García
E. Ynaraja

Clínica Veterinaria San Francisco de Asís
C/ Alustante, 6
28002 Madrid

Diagnóstico de las
dermatofitosis en el perro
y el gato.

21

RESUMEN

En este artículo se revisan los diferentes métodos de diagnóstico utilizables en los cuadros clínicos de dermatofitosis, comentando su utilidad, ventajas, inconvenientes y complementariedad.

PALABRAS CLAVE

Perro; Gato; Dermatofitos; Cultivo fúngico.

ABSTRACT

In this paper it is reviewed the diagnostic procedures for clinic presentation of dermatophytosis, their benefits, drawback and complementarity.

KEY WORDS

Dog; Cat; Dermatophytos; Fungal culture.

22

Las dermatofitosis constituyen una de las enfermedades cutáneas más frecuentemente diagnosticadas sin identificación del agente causal, lo que lleva, en muchas ocasiones, a errores diagnósticos y a fracasos en el tratamiento posterior, si bien es cierto que en cuadros leves este error puede pasar desapercibido al producirse una cierta mejoría del cuadro debido al efecto anti-inflamatorio que sobre la piel ejercen algunos antifúngicos. No hay que olvidar, además, que las dermatofitosis pueden presentarse como lesiones cutáneas muy diferentes a la tradicional forma anular, lo que hace imposible un diagnóstico sin identificar el agente causal.

ORIGEN

Los dermatofitos constituyen un grupo de hongos miceliares caracterizados por su queratinofilia y su actividad queratinolítica, lo que les permite la asimilación de la queratina como nutriente.

Existen cerca de 40 especies conocidas de dermatofitos, muchas de las cuales sólo se han aislado del suelo. Taxonómicamente, fueron clasificados dentro de la clase *Deuteromycetes* (hongos imperfectos) pero en 16 de ellos ya se ha descrito la fase teleomórfica o sexual, clasificándose por tanto en la clase *Ascomycetes*. Esto ha originado cierta confusión, dado que diferentes especies de *Ascomycetes* pueden producir el mismo género-forma asexual. Por otro lado, la demostración del estado perfecto requiere la utilización de técnicas micológicas especiales, no asequibles al veterinario clínico. En consecuencia, la clasificación que utilizaremos se basa en la forma conidial o asexual, lo que sitúa los dermatofitos en tres géneros: *Microsporum*, *Trichophyton* y *Epidermophyton*.

DISTRIBUCIÓN

Todos los dermatofitos parecen haberse originado de formas geofílicas, pero muchos de ellos han abandonado su existencia saprofítica, convirtiéndose en parásitos ocasionales u obligados. Epidemiológicamente los dermatofitos se clasifican, según el hábitat en que viven habitualmente, en:

— Geófilos: pueden ser de vida estrictamente

saprofita, sobre la queratina presente en el suelo, siendo habitualmente no patógenos o bien pueden parasitar ocasionalmente al hombre y a los animales. Entre estos últimos se encuentra *Microsporum gypseum*.

— Zoófilos: tienen su hábitat en los animales aunque ocasionalmente pueden encontrarse en el suelo. Incluye hongos como *Microsporum canis* o *Trichophyton mentagrophytes*.

— Antropófilos: sólo pueden vivir parasitando al hombre. Es el caso del género *Epidermophyton*.

FORMAS CLÍNICAS

Microsporum canis origina la típica forma anular (Fig. 1) o bien una foliculitis-forunculosis en el perro y el gato, dermatitis miliar y alopecia irregular en el gato y muy raramente pseudomicetoma.

Microsporum gypseum y *Trichophyton mentagrophytes* pueden causar foliculitis-forunculosis, kerion (Fig. 2) y muy raramente onicomosis o pseudomicetoma.

Una última presentación clínica frecuente en personas, pero de aparición muy rara en perro y gato son las reacciones en «ides» o dermatofítides, lesiones no parasitadas, a distancia, consistentes en múltiples vesículas estériles que son el resultado de reacciones de hipersensibilidad al dermatofito y que llevan, por tanto, un paralelismo evolutivo con el foco infeccioso primario.

RECOGIDA DE MUESTRAS

Las muestras siempre han de tomarse de la zona periférica de la lesión, dado que el proceso clínico origina una reacción inflamatoria de la piel que puede destruir el hongo.

Con el fin de reducir al máximo la contaminación cutánea superficial se limpia la zona de donde se va a tomar la muestra con alcohol de 70°.

— Pelos: se toman, con unas pinzas, del borde de la lesión. La porción basal del pelo contiene el mejor material. En portadores asintomáticos (generalmente gatos con *M. canis*) o en lesiones extensas puede tomarse la muestra pasando un cepillo de dientes previamente esterilizado o inmerso

en clorhexidina al 2% (técnica de MacKenzie).

— Uñas: las mejores muestras se obtienen mediante raspado o pequeñas piezas de corte en las zonas cercanas al lecho ungueal.

— Piel: los dermatofitos crecen sobre las células foliculares o epidérmicas. Por tanto, en lesiones con poco pelo, puede obtenerse una buena muestra mediante un raspado de las zonas periféricas. Debido a la reacción inflamatoria, si esta muestra se observa al microscopio, podrán apreciarse, además de las esporas fúngicas, neutrófilos, macrófagos, linfocitos y células plasmáticas.

PROCEDIMIENTOS DIAGNÓSTICOS

1. Lámpara de Wood

Aproximadamente el 50% de las infecciones producidas por *M. canis* producen una fluorescencia verde-amarillenta al ser expuestas a una fuente de luz ultravioleta. Se pueden producir falsos positivos debido a costras, queratina o diversos medicamentos. En las infecciones verdaderas los pelos individualmente deben presentar fluorescencia.

Para este procedimiento se pueden utilizar las lámparas de Wood, con dos tubos situados a cada lado de una lupa o bien linternas de luz ultravioleta cuyo coste es mucho menor.

Para utilizar la lámpara de Wood correctamente, hay que dejarla calentar, una vez encendida, durante 5 ó 10 minutos, tiempo necesario para que se establezca la longitud de onda de la luz. Después se exponen las lesiones a la luz durante otros 5 minutos, dado que en algunas ocasiones, la fluorescencia puede tardar este tiempo en aparecer. La causa no se conoce, aunque se sospecha que puede ser debido a la presencia de bajas concentraciones del metabolito fúngico que interfiere con la luz ultravioleta.

Los casos positivos nos ayudarán a comenzar cuanto antes el tratamiento y a elegir las muestras para el cultivo.

2. Examen directo

El examen directo de los pelos, escamas o raspado de uñas permite la observación de artrosporo-



Fig. 1. Dermatitis con la típica forma anular, en un cachorro de Boxer.



Fig. 2. Kerion, foliculitis supurativa consecuencia de una infección fúngica y bacteriana.

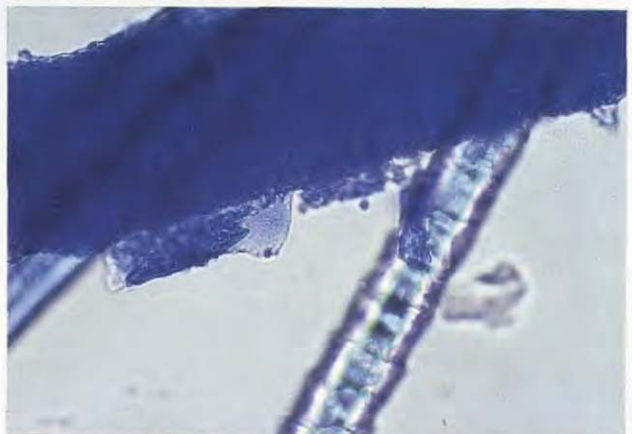


Fig. 3. Pelo infectado por *M. canis*. La superficie está cubierta por artroconidias. Aparecen también queratinocitos degenerados.

ras o hifas sobre el material parasitado. Para favorecer la identificación de éstas, se pueden utilizar sustancias que disgregan la queratina y aclaran la preparación. Habitualmente se utiliza el KOH en una concentración que va desde el 10% hasta el 40% según sea la naturaleza de la queratina: para estructuras fácilmente destruibles, como el pelo, es preferible utilizar una baja concentración, mientras que en el material con hiperqueratosis, como las uñas, ésta debe ser alta. El procedimiento consiste en poner el material a examinar sobre un portaobjetos, añadir 1 ó 2 gotas de la solución de KOH, poner un cubreobjetos y calentar suavemente la preparación durante un minuto.

En cualquier caso hay que tener en cuenta que la mayoría de las invasiones fúngicas en pequeños animales son ectótricas; es decir, las hifas pueden verse dentro de la cutícula del pelo, pero crecen hacia afuera, formando artoconidias que aparecen en un patrón de mosaico en la superficie del pelo (Fig.3).

Sólo en un reducido número de casos, en infecciones producidas por determinadas especies de *Trichophyton* se producen infecciones endótricas, en las cuales se forman conidias dentro de la cutícula del pelo sin romperse ésta.

Por estas razones no es necesario emplear soluciones queratinolíticas y aclarantes y sólo utilizando un procedimiento de tinción ligeramente aclarante como es el caso del azul algodón lactofenol es suficiente para observar las arthrosporas.

El examen directo presenta importantes obstáculos, debido al gran número de artefactos que pueden aparecer en la preparación: melanosomas, queratinocitos degenerados, cristales de colesterol... Además, varios hongos, como es el caso del género *Alternaria*, pueden presentarse en animales sanos como contaminantes accidentales, siendo imposible diferenciarlos de los dermatofitos en el examen directo.

Por todo lo expuesto, el examen directo es diagnóstico en menos de un 30% de los casos, lo que unido a la alta posibilidad de falsos positivos hacen poco recomendable este método como diagnóstico definitivo.

3. Cultivo

Los medios de cultivo habitualmente utilizados

toman como base el agar glucosado y peptonado de Sabouraud. A partir de él se pueden agrupar los medios en dos tipos:

— Agar Sabouraud: medio que generalmente lleva añadido un antibiótico (gentamicina y/o cloranfenicol) para minimizar la posibilidad de un crecimiento bacteriano. Este es el medio estándar de cultivo fúngico, y en él crecerán todo tipo de hongos. Su ventaja radica en que al ser transparente, permite observar el color del reverso de la colonia, lo que es de gran importancia para la identificación final.

— DTM (Dermatophyte Test Medium): es un agar Sabouraud al que se le ha añadido un antibiótico (generalmente cloranfenicol), un fungistático (cicloheximida) y un indicador de pH (rojo fenol). Este medio disminuye la posibilidad de crecimiento bacteriano y de hongos contaminantes sensibles a la cicloheximida. El rojo fenol constituye una ayuda adicional al virar del amarillo al rojo en presencia de un medio alcalino.

Los dermatofitos utilizan como substrato metabólico las proteínas y al digerirlas eliminan metabolitos alcalinos, lo que produce un cambio de color del amarillo al rojo. Este cambio debe coincidir con el comienzo de crecimiento de la colonia y, por lo general, debe ser completamente evidente entre los 2 a 8 días del inicio del cultivo. No hay que olvidar que otros hongos cuyo primer substrato es la glucosa utilizan, al agotarse ésta, las proteínas produciendo un viraje tardío (más de 10 días) del color del medio. Por tanto, las colonias deben ser examinadas diariamente para apreciar el cambio inicial de color.

El DTM es un medio que reduce la dificultad de identificación de los dermatofitos pero su observación macroscópica no es definitiva como método diagnóstico: hay varias especies de *Candida*, *Aspergillus*, *Geotrichum* y diversas bacterias que pueden provocar en los primeros días, un viraje al rojo del medio.

Por último, hay que recordar que el DTM, al ser un medio coloreado, no permite la observación del reverso de las colonias.

Comercialmente, estos medios pueden adquirirse en placas de Petri, en tubos o en láminas dobles (Mycoline).

En nuestra clínica el procedimiento habitual es el cultivo primario en «Micoline»® (Bio Merieux),



Fig. 4. Preparación de una muestra. Con unas pinzas se presiona ligeramente el celofán sobre el cultivo.

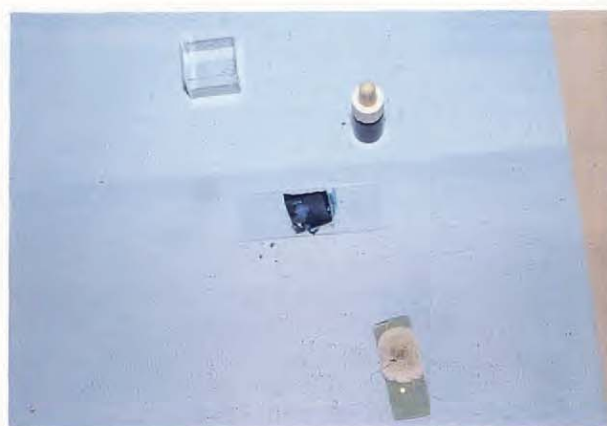


Fig. 5. Preparación de una muestra. El celofán se sitúa sobre una gota de azul algodón lactofenol.

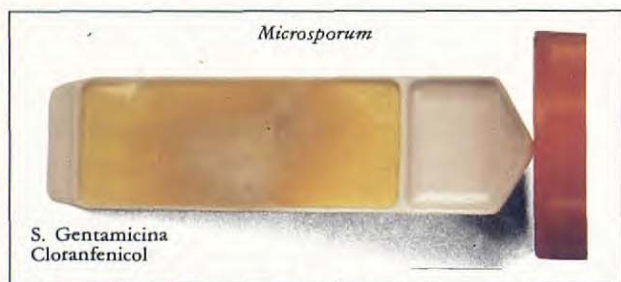


Fig. 6. Colonia de *M. canis* en Agar Sabouraud.



Fig. 7. Colonia de *M. canis* en DTM. El medio ha virado a rojo.

cuya ventaja es la presencia de dos láminas, una de Agar Sabouraud con gentamicina y cloranfenicol, y otra de DTM. El inconveniente es que, debido a la disposición de las láminas, no es posible observar el color del reverso de la colonia. En caso de que esto sea necesario para la identificación, realizamos un segundo cultivo de la colonia aislada en una placa de Petri con Agar Sabouraud.

IDENTIFICACIÓN

Para el diagnóstico de una dermatofitosis no basta con la identificación macroscópica sino que es necesaria una observación microscópica del hongo. Ambos procedimientos son complementarios y, en muchos casos, serán necesarios los dos simultáneamente para llegar a un diagnóstico definitivo.

Las colonias de hongos deben examinarse después de que el micelio tenga 1 cm de diámetro, pero antes de que se produzca la confluencia de diferentes colonias individuales. Macroscópicamente hay que fijarse en la textura, pigmento y velocidad de crecimiento de la colonia. Además, es necesario examinar el micelio microscópicamente, lo que se ve facilitado con una tinción de azul algodón lactofenol, aunque sirven otras tinciones como el verde brillante y tinciones de tipo Romanowsky.

La toma de muestras para la identificación microscópica se realiza fácilmente del siguiente modo:

— Se pone una gota de azul algodón lactofenol o de la tinción elegida sobre un portaobjetos.

— Se corta un trozo de celofán y, cogiéndolo con unas pinzas, se presiona ligeramente la parte adhesiva sobre la colonia fúngica. No hay que ejercer una excesiva presión para evitar tomar una muestra de micelio demasiado gruesa (Fig. 4).



Fig. 8. Macroconidias de *M. gypseum*.



Fig. 11. Macroconidias de *Alternaria*. Forma de maza. En algunos casos, similares a *Microsporum*. Se diferencian por los septos transversales.

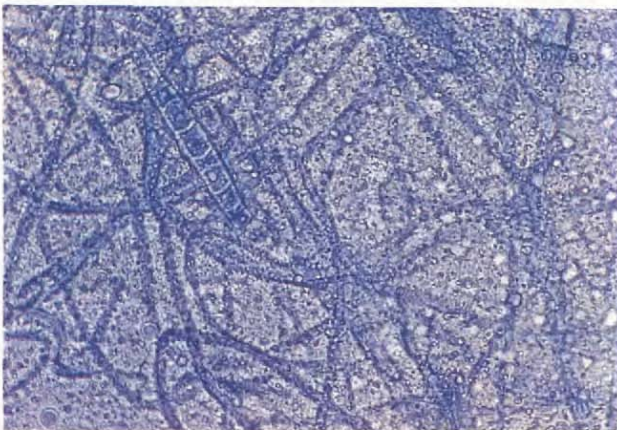


Fig. 9. Macroconidia de *T. mentagrophytes*. Forma de cigarro puro.



Fig. 12. Colonia de *Penicillium* en Agar Sabouraud.



Fig. 10. Colonia de *Alternaria* en Agar Sabouraud.

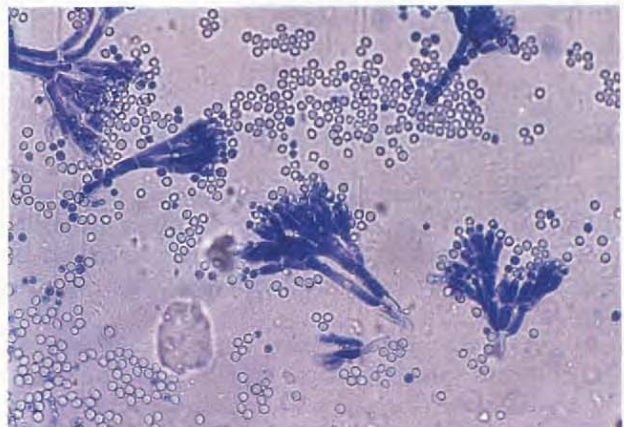


Fig. 13. Conidióforos de *Penicillium*. Aspecto arboriforme.



Fig. 14. Colonia de *Aspergillus*.

— Se sitúa el trozo de celo sobre la gota de tinción; se coloca un cubreobjetos y se observa al microscopio (Fig. 5).

— Si se desea conservar las preparaciones durante un tiempo mayor, pueden sellarse con laca de uñas transparente.

A la hora de hacer la identificación hay que recordar que los dermatofitos sufren habitualmente un proceso de mutación en los cultivos a medida que van envejeciendo, conocido como pleomorfismo, por el cual existe una pérdida parcial o total de la esporulación con transformación de las colonias en una masa de micelio estéril. Todas las características de la cepa se pierden haciendo imposible su identificación. Por esta razón, es necesario observar los cultivos con frecuencia, tanto para su identificación como para el posterior aislamiento de una colonia concreta.

IDENTIFICACIÓN DE DERMATOFITOS

1. *Microsporium canis*: es un dermatofito zoofílico, aunque frecuentemente produce infecciones en personas. Aproximadamente la mitad de las lesiones presenta fluorescencia verde-amarillenta.

— Aspecto macroscópico: en Agar Sabouraud las colonias son de blancas a color ante, de textura algodonosa (Figs. 6 y 7), y con un reverso que va del amarillo al naranja o naranja-marrón.

— Aspecto microscópico: se observan hifas, con

abundante presentación de macroconidias; éstas tienen forma de huso, con paredes gruesas, equinuladas, formando un botón en la parte distal. Las macroconidias contienen entre 6 y 15 células. Las microconidias son de presentación rara; son pequeñas, unicelulares y claviformes o elongadas.

2. *Microsporium gypseum*: es un dermatofito geofílico, pero que frecuentemente infecta tanto a animales como a personas. Las colonias no presentan fluorescencia o si lo hacen ésta es muy mate.

— Aspecto macroscópico: las colonias son de crecimiento rápido, con una textura de pulverulenta a granular, y color de ante a canela. El reverso presenta una coloración entre amarillo pálido y tostado.

— Aspecto microscópico: existen gran cantidad de macroconidias de aspecto grande, elipsoide, con paredes finas que contienen entre 3 y 9 células, siendo más abundantes las de 6 células. Estas macroconidias carecen del botón terminal que presentan las de *M. canis* (Fig. 8). Pueden observarse microconidias unicelulares, sésiles y claviformes.

3. *Trichophyton mentagrophytes*: es un dermatofito generalmente zoofílico, que frecuentemente infecta a las personas y que puede vivir saprofiticamente en el suelo. No produce fluorescencia con la lámpara de Wood.

— Aspecto macroscópico: las colonias zoofílicas presentan una superficie plana de pulverulenta a granular, de color blanco a cremoso y con un reverso marrón, tostado o de color vino.

— Aspecto microscópico: la principal característica es la producción de microconidias globosas, que habitualmente aparecen en forma de racimo. De aparición menos frecuente son las macroconidias con forma de cigarro puro y de paredes finas y lisas (Fig. 9).

CONTAMINANTES

Vamos a revisar únicamente alguno de los contaminantes más habituales que pueden ser identificados por la aparición de formas reproductivas características.

—*Alternaria*: Macroscópicamente aparecen como colonias algodonosas de un color que va del gris al negro (Fig. 10). Las conidias aparecen con formas globosas, piriformes u ovaladas. Son mul-

ticelulares y tienen divisiones tanto longitudinales como transversales (Fig. 11). En nuestra clínica es el contaminante más frecuente.

— *Penicillium*: El color de la colonia comienza siendo blanco y posteriormente evoluciona hacia una gran variedad de colores, aunque más frecuentemente hacia el gris (Fig. 12). La textura suele ser algodonosa. Microscópicamente los conidióforos presentan un aspecto arboriforme, con fialoconidias unicelulares en sus bordes (Fig. 13).

— *Aspergillus*: El crecimiento inicial es de color blanco para posteriormente evolucionar hacia diversos colores más oscuros, con un aspecto de pulverulento a algodonoso (Fig. 14). Microscópicamente, desde el conidióforo, con forma esférica, se producen cadenas de fialoconidias en todas direcciones.

CONCLUSIÓN

El diagnóstico de las dermatofitosis pasa por el estudio complementario del aspecto macroscópico y microscópico de sus colonias. Si bien es cierto que en algunos casos los tratamientos iniciados sin una identificación previa del hongo causante ofrecen una cierta mejoría por los efectos antiinflamatorios de algunos fármacos, no lo es menos que la no identificación conduce, en muchas ocasiones al error diagnóstico, al fracaso terapéutico y a soslayar posibles problemas epidemiológicos tanto en animales como en el hombre.

29

BIBLIOGRAFÍA

1. Bevier Diane E. Infectious skin disease in the dog and the cat IV. Proceedings AAHH's 57th Annual Meeting. 1990.
2. Camacho J.C. Dermatitis fitoparasitarias en: Plan de Perfeccionamiento en dermatología. Schering Corporation. 1990.
3. Carter G.R. Dermatophytes and Dermatophytosis, en Diagnostic Procedures in veterinary bacteriology and micology fourth ed. Ed. Thomas. 1984.
4. Cowell and Tyler. Cutaneous and subcutaneous lesions. En Diagnostic citology of the dog and the cat. American Veterinary Publications. 1989.
5. Moriello Karen A. Management of dermatophyte infections in catteries and multiple cat households, en Advances in clinical dermatology. The veterinary clinics of North America. Saunders. 1990.
6. Mueller, Kirk, Scott. Fungal disease, en *Small Animal Dermatology*. Third edition. Saunders. 1983.
7. Muller, Kirk, Scott. Diagnostic methods, en *Small Animal Dermatology*. Fourth edition. Saunders. 1989.
8. Torres Rodríguez J.M. Dermatofitos o tiñas, en micosis que afectan piel y mucosas. Ed. Doyma. 1987.