

Trichophyton tonsurans

Araceli Monzón y Juan Luis Rodríguez Tudela.

Unidad de Micología. Centro Nacional de Microbiología, Instituto de Salud Carlos III.
Majadahonda, Madrid

El género *Trichophyton*, al que pertenece *Trichophyton tonsurans*, presenta una serie de características que lo diferencian de los otros géneros de dermatofitos: sus colonias tienen el aspecto de la cera, planas o algodonosas, blancas, rosáceas, amarillentas, crema o marrón; el reverso puede ser crema, marrón, rojo, violeta, o amarillo y se reproducen mediante macro y microconidias táticas terminales o a ambos lados de hifas septadas indiferenciadas. Las macroconidias (frecuentemente ausentes) tienen dos o más células generalmente de pared fina y lisa, hialinas con forma cilíndrica, de clava o de cigarro. Las microconidias son hialinas y de pared lisa y fina, unicelulares con forma ovoide, piriforme, de clava o de lágrima. Este grupo de dermatofitos es intolerante al benomilo y tolerante a la cicloheximida.

El estado sexual o teleomorfo es *Arthroderma* (*Ascomycota* → *Eu ascomycetes* → *Onygenales* → *Arthrodermataceae*), pero sólo se conoce el de algunas especies. Se diferencia del género *Microsporum* por tener macroconidias de pared lisa y generalmente fina y del género *Epidermophyton* por la producción de microconidias.

CARACTERÍSTICAS GENERALES

Es un hongo antropofílico, cuyo reservorio habitual es el hombre. Infecta principalmente a los humanos y, ocasionalmente, a los animales. Se cree que estos hongos son formas evolucionadas de hongos zoofílicos que han perdido gradualmente la afinidad por la queratina animal. Esta evolución se asocia con una disminución de la producción de esporas y una pérdida del ciclo reproductivo sexual.

Se transmite de persona a persona por contacto directo, o indirecto a través de fómites. La transmisión entre diferentes especies es rara, pero se han descrito algunos casos de caballos a humanos. Al principio, estas cepas se consideraron una nueva especie, que se denominó *Trichophyton equinum* pero, posteriormente, se demostró que eran idénticos.

EPIDEMIOLOGÍA Y DISTRIBUCIÓN GEOGRÁFICA

Es un hongo cosmopolita, de distribución mundial. Se describió como una especie propia del Viejo Mundo (países de la cuenca mediterránea como España, Portugal, sur de Francia, Italia y Grecia), donde actualmente está prácticamente erradicado. Es endémico en Méjico, donde ocasiona alrededor del 70% de las *tiñas capitis*, y otros países latino-americanos, y en las islas del Pacífico Sur. La prevalencia es muy elevada en EEUU (el segundo más frecuentemente aislado tras el *Trichophyton rubrum*) y Canadá por las inmigraciones, pero actualmente se mantiene estable, tendiendo a disminuir. Los movimientos migratorios y los viajes juegan un importante papel en su expansión ya que, a través de los portadores asintomáticos, puede pasar de zonas endémicas a otras áreas geográficas. La variedad *sulfureum* se encuentra en algunas regiones de Gran Bretaña.

La infección se adquiere por contacto directo con personas infectadas, fómites e incluso por aerosolización de arthroconidias en el aire. El hongo se ha aislado de peines, cepillos, ropa personal y de cama de las personas afectadas. Puede persistir de forma

subclínica, originando portadores asintomáticos que propagan esporas viables durante décadas. Se conocen casos de transmisión por actividades deportivas y epidemias nosocomiales. Es el dermatofito más frecuentemente implicado en brotes familiares e institucionales y es muy persistente en ambientes cerrados.

Friedman *et al* en 1960 y Arnow *et al* en 1991 lo aislaron del aire. Arnow describió un brote en una guardería, extendiéndose la infección al personal y un visitante. Se aisló el hongo en los respaldos de sillas y en el aire. Otro brote nosocomial fue descrito por Kane en 1988, en una residencia de ancianos que persistió durante nueve meses a pesar de la aplicación de medidas sanitarias y terapéuticas. Un paciente infectó a un miembro del personal que, a su vez, pudo extenderla a otros pacientes. Se aisló de diversas fuentes ambientales. Un tercer brote fue descrito por McKenzie en 1961, ocurrió en una escuela-internado femenino ocasionando tiña *capitis* a 21 chicas y algunos casos de tiña *unguium* y tiña *corporis*. Se aisló del aire, peines, cepillos, ropa de cama, suelo y cortinas. Rippon y McGinnis en 1985 describen una epidemia en el Sur-Sureste de EEUU introducida desde Méjico y transmitida por inmigrantes de Puerto Rico y otros países hispanos.

MANIFESTACIONES CLÍNICAS

Afecta fundamentalmente al cuero cabelludo causando tiña *capitis* (*black dot*). Al lavarse el cuero cabelludo se arrastran conidias que pueden ocasionar tiña *corporis* en los hombros, cuello, espalda, nalgas y pies. Ocasionalmente causa onicomycosis y tiña *pedis*. Por lo general, las lesiones son eritematosas y descamativas, poco inflamatorias, y engloban folículos pilosos. También de forma ocasional puede causar *kerion* (lesión inflamatoria del cuero cabelludo que, al exprimirla, supura pus por los folículos pilosos) Estas áreas de lesión pueden confluir originando grandes zonas de alopecia. La variedad *sulfureum* se ha asociado con la producción de múltiples lesiones tipo *kerion* y eritema nodoso en el cuero cabelludo.

Esta afectación es localizada, pero puede complicarse si se infecta secundariamente por bacterias, extenderse si existe alguna enfermedad de base debilitante e incluso llegar a ser una infección invasora en los enfermos inmunodeprimidos. Es relativamente más frecuente en mujeres mayores y en niños. Éstos padecen generalmente tiña *capitis* mientras que en los adultos es más frecuente la tiña *corporis*. En la tiña *capitis*, el hongo invade el estrato córneo y los orificios de los folículos pilosos entrando en el folículo y creciendo a lo largo y debajo de la cutícula, produciendo una abundante esporulación en el interior del pelo que hace que éste se rompa y origine el efecto de “piel de gallina”.

DIAGNÓSTICO DE LABORATORIO

Obtención de las muestras

Para un adecuado diagnóstico es imprescindible obtener correctamente la muestra, de tal forma que estemos seguros de que los elementos fúngicos observados en el examen directo y en el cultivo proceden de la lesión y no son efecto de contaminación o de problemas en el manejo de la muestra. Dicha obtención es diferente según la zona en que se encuentre la lesión, pero siempre se debe limpiar cuidadosamente la piel con alcohol de 70% antes de tomar la muestra.

- **Piel:** la muestra se obtiene rascando con un escalpelo romo los bordes activos de la lesión, dejando caer las escamas en un portaobjetos o en una placa de Petri limpios. Si presenta vesículas, se cortará su parte superior con unas tijeras y los pelos que atraviesan la lesión se arrancarán con unas pinzas.

- **Pelo:** cuando los pelos están infectados se quitan muy fácilmente rascando con un escalpelo. Si no se pueden obtener de esta forma, se tomarán con ayuda de unas pinzas. No se deben cortar los pelos con tijeras porque la infección generalmente está localizada en la zona adyacente al folículo piloso. Cuando la lesión es muy inflamatoria es conveniente tomar varias muestras seriadas porque el hongo no se observa claramente en el examen directo. Tanto para muestras de piel como de pelo, es muy útil cepillar la lesión con unos cepillos de plástico, que tras la limpieza y esterilización adecuadas pueden reutilizarse (introducir en clorhexidina al 1% durante 1 h, lavar con agua estéril y secar).
- **Uñas:** Se debe cortar cualquier parte de la uña que esté descolorida, distrófica o de apariencia quebradiza, lo más cerca posible del lecho ungueal, ya que en esa zona se localiza el borde activo de la lesión. Si está engrosada, se rasará debajo para obtener detritus celulares y si está afectada la piel adyacente además de cortar la uña se debe raspar la unión entre uña y piel. Las uñas son muestras poco satisfactorias en cuanto a cultivo) ya que, aunque los hongos sean visibles en el examen directo, sólo crecen el 50% de las muestras positivas.

Examen directo

Para el examen microscópico directo se toman unos cuantos pelos, se colocan sobre un portaobjetos con una gota de KOH y se aplica un cubreobjetos. Esta preparación debe hacerse cuidadosamente evitando dañar el pelo para poder observar la posición del hongo con respecto a su pared. El examen directo del pelo infectado revela un crecimiento *endotrix* (invasión del pelo con producción de arthroconidias en su interior, lo que causa que el pelo se engruese, se retuerza y se rompa cerca de la superficie, produciendo un efecto *black dot* o “piel de gallina”). En el cuero cabelludo, el pelo se rompe en la superficie de la piel y los pelos están engrosados, retorcidos, deformados y oscuros. En la piel aparecen filamentos y a veces conidias. No produce fluorescencia al iluminar las lesiones con la lámpara de Wood. La obtención de pelos para estudio debe hacerse por raspado de la zona, no por arrancamiento.

Aislamiento en cultivo

Se realiza en medios habituales, agar Sabouraud-dextrosa, con y sin cicloheximida, agar extracto de malta, Borrelli, APD, etc. En el agar Sabouraud-dextrosa crece lentamente y la morfología de la colonia es variable. Su aspecto es similar al ante, aterciopelada y mullida, presentando una elevación central o con pliegues radiales concéntricos (crateriforme) o irregulares (cerebriforme), a veces agrietados y de consistencia acartonada. El color varía de blanco a grisáceo, amarillo pálido, amarillo azufre o marrón, a veces con tinte rosáceo u oliváceo claro. El reverso es de color caoba-rojo, amarillo o marrón y, a veces, difunde un pigmento rojizo oscuro al medio. En el medio APD a 25° C crece unos 15-20 mm en una semana y la colonia es pulverulenta o como el ante. El color de la superficie varía desde el blanco a crema o marrón, y en el reverso desde amarillo-marrón a rojo.

Las **hifas** septadas son hialinas (normalmente no se tiñen con azul de lactofenol) y a veces forman hifas espirales o en raqueta. Las **microconidias** nacen sésiles e individualmente en ángulo recto de las hifas terminales engrosadas, a veces ramificadas, o de cortos conidióforos. Son abundantes en cultivos jóvenes (5–14 d), piriformes, en forma de clava o lágrima, con base truncada, y de tamaño variable (2-5 x 3-7 μm). Un hecho característico es la tendencia de las microconidias a hincharse originando formas de balón (4-8 x 1-3 μm). Ocasionalmente, pueden observarse grupos de estas formas en balón en *Trichophyton rubrum* y en *Trichophyton mentagrophytes*. Las conidias filiformes producidas lateralmente o en hifas terminales dan un aspecto de ciempiés.

Las **macroconidias** se ven raramente en los aislamientos clínicos. Si se observan, tienen forma y tamaño variable siendo el aspecto más frecuente el de cigarro, aparecen más o menos cilíndricas y multiseptadas con 2-6 células (10-65 x 4-12 μm) con pared lisa y fina, a veces curvadas en el extremo (26-50 x 5-8 μm). Puede haber formas más grandes e irregulares, de hasta nueve células y de hasta 80 x 12 μm . A veces tienen la pared más gruesa, pero generalmente están peor formadas que las de *T. mentagrophytes* y son menos alargadas (extremos más romos) que las de *T. rubrum*. Frecuentemente se observan artroconidias y numerosas clamidosporas terminales e intercalares sobre todo en los cultivos viejos.

Pruebas complementarias

Se trata de pruebas que nos ayudan en la identificación y valoran sus requerimientos nutricionales o de crecimiento.

- La **perforación del pelo**, es variable, pero generalmente no forman perforaciones *in vitro*.
- La prueba de **ureasa** es positiva.
- El **requerimiento de tiamina**, se basa en la necesidad que tienen algunos dermatofitos de determinados compuestos para crecer. Se utilizan los “agares Trichophyton” que se componen de un medio basal (**T1**) a modo de control, y el mismo medio al que se añaden diferentes sustancias: **T2** (inositol), **T3** (tiamina+inositol) **T4** (tiamina), **T5** (ácido nicotínico), **T6** (nitrato amónico) y **T7** (nitrato amónico+L-histidina). En el caso del *T. tonsurans* la tiamina estimula su crecimiento de tal forma que crece más en los tubos correspondientes a ese compuesto (T3 y T4) que en los restantes. Este tipo de crecimiento es importante para la identificación de la especie. Las cepas provenientes de caballos no crecen en la mayoría de estos compuestos.
- La **temperatura de crecimiento**, es de 37° C para *T. tonsurans*.
- **Crecimiento en BCP**: este medio contiene leche descremada, púrpura de bromocresol y glucosa, lo que permite diferenciar algunas especies de dermatofitos a través de la hidrólisis de las proteínas (halo claro alrededor de la colonia), alcalinización del medio (cambio de color) y coloración de la colonia. Estos efectos se producen como consecuencia del crecimiento del hongo en el medio, cuya aspecto inicial es opaco y de color azul cielo. *Trichophyton tonsurans* produce un cambio del indicador a púrpura por alcalinización del medio en 7-14 días a 25 °C y no hidroliza las proteínas. Pueden observarse macroconidias. Algunas cepas, generalmente pigmentadas de amarillo, no viran el medio.
- El **crecimiento en agar Sabouraud con 3-5% de NaCl**, es muy escaso, intensamente pigmentado de rojo-marrón o amarillo, pero sin esporulación.

Variedades

Se pueden diferenciar dos variedades de *T. tonsurans*. La variedad *sulfureum*, en el primer aislamiento, presenta una colonia relativamente menos pulverulenta que desarrolla un aspecto como de ante, con pigmento amarillo y parecida superficialmente a *Epidermophyton floccosum*. Algunas cepas pueden perforar el pelo (subvariedad *perforans*). La variedad *tonsurans* tiene el reverso de color caoba. Pueden ocurrir formas poco coloreadas y no se conoce su estado perfecto o teleomorfo.

TRATAMIENTO

El tratamiento depende de la zona afectada. Como el cuadro clínico más frecuente es la tiña *capitis* solo se comentaremos el tratamiento de esta localización. Se pueden utilizar los siguientes antifúngicos: a) griseofulvina a dosis de 10 mg/kg/día durante 3 meses; b) itraconazol, 100 mg/día durante 4 a 6 semanas (en niños, 5 mg/kg/día durante 1 semana al mes durante 3-4 meses); c) terbinafina, 250 mg/día durante 4 a 6 semanas.

BIBLIOGRAFÍA

DE HOOG GS GUARRO J, GENÉ J, FIGUERAS MJ. Atlas of Clinical Fung (2ª ed), 2000.

KANE J. Laboratory handbook of dermatophytes. Star Publishing Company, 1997.

KWON-CHUNG KJ, BENNETT E. Medical Mycology. Philadelphia: Lea & Febigen, 1992.

RIPPON JW. Medical Mycology (3ª ed). Philadelphia: WB Saunders Company, 1998.

WEITZMAN I, SUMMERBELL RC. The dermatophytes. Clin Microbiol Rev 1995; 8:240-259.