

CAHIER DE

# Formation

Biologie médicale

N°31

2004

---

## Les dermatophytes



**BIOFORMA**

FORMATION CONTINUE DES BIOLOGISTES

---



Ceci est la VERSION NUMERIQUE des CAHIERS BIOFORMA déjà parus et distribués gratuitement\* à l'ensemble des Laboratoires d'Analyses de Biologie Médicale en FRANCE.

Ce fichier et son contenu sont la propriété de BIOFORMA.  
LES DROITS D'AUTEURS SONT PROTEGES A LA B.N.F.

Toute reproduction, toute utilisation, partielle ou totale, des textes, schémas et photos de cet ouvrage, sans l'autorisation écrite de BIOFORMA, seront poursuivies devant les tribunaux compétents.

Seule une impression pour une copie personnelle est permise.  
( étudiant, interne, biologiste de labm )

Cet ouvrage n'est pas vendu dans le commerce.

\* le financement est assuré par la dotation des Caisses d'Assurance Maladie à la formation continue conventionnelle des biologistes du secteur privé.

230 bd Raspail 75014 Paris - [www.bioforma.net](http://www.bioforma.net) - [bioforma@wanadoo.fr](mailto:bioforma@wanadoo.fr)

# Les dermatophytes

Ouvrage réalisé par le Laboratoire de Parasitologie-Mycologie du CHU d'Angers  
4 rue Larrey, 49033 Angers cedex

# Liste des auteurs

---

■ **Dominique Chabasse**

*Professeur des Universités - Praticien Hospitalier  
Chef de Service*

■ **Jean-Philippe Bouchara**

*Maître de Conférences des Universités - Praticien Hospitalier*

■ **Ludovic de Gentile**

*Praticien Hospitalier*

■ **Sophie Brun**

*Assistante Hospitalo-Universitaire*

■ **Bernard Cimon**

*Praticien-Attaché (Maître de Conférences des Universités, IUT d'Angers)*

■ **Pascale Penn**

*Praticien-Attaché*

## Remerciements

*Les auteurs tiennent à remercier Mme le Docteur N. Contet-Audonneau (Nancy),  
Mr. le Professeur J.L. Verret (Angers), Mr. le Docteur G. Badillet (Chenehutte-Trèves-Cunault),  
et Mr. le Docteur R. Baran (Cannes) pour leur contribution à l'iconographie.*

# SOMMAIRE

<b>INTRODUCTION</b>	10
<b>I - GENERALITES SUR LES DERMATOPHYTES ET LES DERMATOPHYTIES</b>	12
<b>Définition – Taxinomie</b>	12
<b>Origine des dermatophytes</b>	14
<b>Reproduction sexuée des dermatophytes</b>	14
Introduction	14
Mise en évidence de la reproduction sexuée	14
Modalités de la reproduction sexuée	16
Conséquences de l'adaptation au parasitisme	16
a. Sur le plan épidémiologique	18
b. Sur le plan clinique	18
c. Sur le plan biologique	18
<b>Répartition géographique</b>	20
<b>Facteurs favorisants</b>	20
<b>Aspects cliniques : Les dermatophyties</b>	22
Introduction	22
Physiopathologie, description et espèces en cause	22
<b>Les teignes et sycosis</b>	22
a. Les teignes tondantes microsporiques	23
b. Les teignes tondantes trichophytiques	24
c. Les teignes inflammatoires	25
d. Les sycosis	26
e. Les teignes faviques	27

# SOMMAIRE

Les folliculites.....	28
Les épidermophyties circinées.....	29
Les intertrigos dermatophytiques.....	30
a. Les lésions interdigito-plantaires.....	30
b. Les intertrigos des grands plis.....	31
Les lésions plantaires et palmaires.....	32
Les onyxis à dermatophytes.....	33
a. Les onychomycoses sous-unguéales distales.....	33
b. Les onychomycoses proximales.....	34
c. Les leuconychies superficielles.....	34
d. Les onychomycodystrophies totales.....	34
La maladie dermatophytique.....	36
Les mycétomes à dermatophytes.....	36
Les dermatophytides.....	36
<b>Diagnostic différentiel des dermatophyties.....</b>	<b>38</b>
Au niveau du cuir chevelu.....	38
Au niveau des ongles.....	38
Au niveau de la peau glabre.....	38
Au niveau des plis.....	40
<b>Thérapeutique des dermatophyties.....</b>	<b>40</b>
Les antifongiques actifs sur les dermatophytes.....	40
Les molécules à usage local.....	40
Les molécules utilisées par voie générale.....	42
Les indications.....	42
Les teignes.....	43
Les épidermophyties circinées et les intertrigos.....	43
Les onyxis.....	43

<b>II - DIAGNOSTIC BIOLOGIQUE DES DERMATOPHYTIES</b>	<b>45</b>
<b>Prélèvement</b> .....	<b>45</b>
Introduction .....	45
Le matériel .....	46
Modalités du prélèvement .....	46
<b>Examen direct</b> .....	<b>48</b>
Technique .....	48
Résultats .....	48
Dans les squames ou les fragments d'ongle .....	48
Dans les cheveux ou les poils .....	50
a. Le parasitisme endo-ectothrix .....	50
b. Le parasitisme endothrix .....	50
c. Le parasitisme favique .....	50
<b>Cultures</b> .....	<b>52</b>
Milieux de culture et ensemencement .....	52
Démarche de l'identification au laboratoire .....	52
a. Examen macroscopique des cultures .....	52
b. Examen microscopique des cultures .....	54
c. Milieux d'identification .....	56
d. Recherche des exigences nutritionnelles .....	58
<b>Techniques complémentaires</b> .....	<b>58</b>
Recherche de la formation d'organes perforateurs <i>in vitro</i> .....	58
Recherche des formes parfaites .....	62
a. Principe .....	62
b. Technique .....	62
Examen anatomo-pathologique .....	62

# SOMMAIRE

Diagnostic différentiel mycologique .....	64
Apport de la biologie moléculaire.....	64
Clé d'identification des dermatophytes.....	67

## **SYNTHESE - FICHES DIAGNOSTIQUES** 74

---

<i>Epidermophyton floccosum</i> .....	76
<i>Microsporum audouinii</i> var. <i>langeronii</i> .....	78
<i>Microsporum canis</i> .....	80
<i>Microsporum cookei</i> .....	84
<i>Microsporum ferrugineum</i> .....	86
<i>Microsporum gypseum</i> .....	88
<i>Microsporum persicolor</i> .....	90
<i>Microsporum praecox</i> .....	92
<i>Trichophyton ajelloi</i> .....	94
<i>Trichophyton equinum</i> .....	96
<i>Trichophyton erinacei</i> .....	98
<i>Trichophyton mentagrophytes</i> .....	100
<i>Trichophyton rubrum</i> .....	104
<i>Trichophyton schoenleinii</i> .....	108
<i>Trichophyton soudanense</i> .....	112
<i>Trichophyton terrestre</i> .....	116
<i>Trichophyton tonsurans</i> .....	118
<i>Trichophyton verrucosum</i> .....	120
<i>Trichophyton violaceum</i> .....	122



**REFERENCES GENERALES CONSEILLEES** 126

---

**REFERENCES SPECIFIQUES** 127

---

**GLOSSAIRE** 134

---

**ANNEXES** 143

---

# INTRODUCTION

---

Les dermatophyties sont un motif fréquent de consultation en pratique dermatologique. De ce fait elles doivent être parfaitement connues des biologistes qui auront en charge le diagnostic au laboratoire. En France métropolitaine, jusqu'au début du XX<sup>ème</sup> siècle dominaient les teignes du cuir chevelu dues à des espèces anthropophiles, très contagieuses et responsables de nombreuses épidémies en milieu urbain, notamment scolaire. C'est toujours le cas aujourd'hui pour les pays économiquement pauvres où ces mycoses non traitées sont largement répandues. A partir des années soixante, et ceci grâce à l'amélioration de notre niveau de vie et à l'efficacité de la griséofulvine (le traitement de référence), ces teignes anthropophiles autochtones ont pratiquement disparu. Elles ont laissé la place aux teignes d'origine animale (zoophiles). C'est ainsi que *Microsporum canis*, parasite du chien et du chat, est devenu dans les années quatre vingt le premier responsable des teignes autochtones en France métropolitaine. D'autres teignes ou épidermophyties inflammatoires sont signalées en milieu rural dans les régions d'élevage (*Trichophyton verrucosum*). Cependant on assiste, au cours de ces dernières années, à une recrudescence des teignes anthropophiles d'importation dues principalement à *Microsporum audouinii* var. *langeronii*, *Trichophyton soudanense* et *Trichophyton violaceum* dans les populations d'émigrés venues d'Afrique Noire, des pays du Maghreb et à un degré moindre des continents latino-américain ou asiatique.

A côté des teignes classiques rencontrées surtout dans nos grandes villes où vit une forte population étrangère, il faut mettre l'accent sur les dermatophyties de la peau et des plis, mais surtout des ongles. Les onychomycoses occupent en effet une place prépondérante en dermatologie puisqu'elles représentent la moitié des onychopathies. Elles sont déterminées principalement par des dermatophytes au niveau des ongles du pied, les levures prédominant au niveau des ongles des mains.

Solidement implantées depuis plusieurs générations, les espèces parasites autochtones sont en constante augmentation, principalement *Trichophyton rubrum* et, à un degré moindre, *Trichophyton mentagrophytes* var. *interdigitale*. Ces dermatophytes sont les principaux parasites des pieds, que ce soit des ongles ou des espaces interdigitaux plantaires (pied d'athlète). Selon des enquêtes menées à grande échelle dans la population européenne, la prévalence des onychomycoses à der-

matophytes oscillerait entre 15 et 20%. Parmi les facteurs favorisants, outre les troubles trophiques des membres inférieurs et le ralentissement de la pousse des ongles (fréquent chez les sujets âgés), il convient de mettre l'accent sur l'excès de transpiration que favorise le port de chaussures mal fermées et mal aérées (baskets) et la pratique de certains sports (natation, judo, marathon, ...). On peut ainsi résumer le spectre clinique des dermatophytes à l'échelon mondial : au sud et dans la ceinture de pauvreté du monde les teignes anthropophiles, au nord, parmi les populations économiquement aisées où la pratique sportive est répandue, le pied d'athlète. Mais les dermatophytes ont un spectre clinique varié, simulant de nombreuses affections dermatologiques (eczéma, lichen, psoriasis, ...). La durée du traitement varie de 3-6 semaines à plusieurs mois en particulier en cas d'onyxis. Le laboratoire sera souvent sollicité, et son intervention est en fait indispensable pour confirmer ou établir le diagnostic avant la mise en place du traitement. Le but de cet ouvrage est d'apporter le maximum d'information aux biologistes sur les aspects épidémiologiques et cliniques des dermatophyties, et la démarche du diagnostic des dermatophytes au laboratoire.



# GÉNÉRALITÉS SUR LES DERMATOPHYTES ET LES DERMATOPHYTIES

---

## Définition – Taxinomie

Les dermatophytes constituent un groupe de champignons adaptés à la kératine humaine et animale. Chez l'homme, la peau et les phanères (ongles, cheveux, poils) sont les sites privilégiés de ces champignons qualifiés de kératinophiles et kératinolytiques.

Sur le plan taxinomique, il s'agit de champignons microscopiques appartenant à la classe des Ascomycètes, à l'ordre des Onygnéales et au genre *Arthroderma*. Ce sont donc des champignons filamenteux à thalle septé se multipliant sur le mode sexué, et produisant des ascospores (spores endogènes produites dans des asques disposées sans ordre précis dans des gymnothèces). En pratique courante de laboratoire, il est toutefois difficile d'obtenir la forme sexuée de ces champignons. C'est pourquoi leur classification repose classiquement sur la reproduction asexuée ou conidiogénèse. Les dermatophytes sont alors classés dans le Phylum des Deutéromycètes (ou *Fungi imperfecti*, les champignons imparfaits) et la classe des Hyphomycètes.

La reproduction asexuée s'effectue, pour les dermatophytes, sur le mode thallique solitaire, et conduit à la production de deux types de spores ou conidies (également appelées, pour les dermatophytes, aleuries car elles sont produites sur le mode thallique solitaire) : des spores unicellulaires appelées microconidies ou microaleuries, et des spores pluricellulaires, à base tronquée et cloisonnées transversalement, les macroconidies ou macroaleuries. Selon l'abondance respective de ces deux types de spores, et leur morphologie, on distingue parmi ces champignons trois genres :

➔ Le genre *Epidermophyton* (Sabouraud 1907) qui ne comprend qu'une seule espèce, *Epidermophyton floccosum*, est caractérisé par l'absence de microconidies et par la présence de macroconidies à paroi mince en forme de massue. Cette espèce n'attaque jamais les cheveux, les poils ou les ongles.

➔ Le genre *Microsporum* (Gruby 1843) qui regroupe une dizaine d'espèces dont 5 en pratique métropolitaine peuvent être retrouvées chez l'homme. Elles parasitent la peau et les cheveux, mais attaquent rarement les ongles.

Ce genre se définit par la présence de macroconidies fusiformes à paroi verruqueuse ou échinulée, et de microconidies le plus souvent piriformes, mais parfois rondes.

➡ Le genre *Trichophyton* (Mamsten 1845) dont est issue la majorité des dermatophytes (plus d'une vingtaine d'espèces répertoriées). En pratique, une dizaine d'espèces seulement, qui seront traitées dans cet ouvrage, peuvent parasiter la peau et les phanères de l'homme.

Sur le plan taxinomique, le genre *Trichophyton* se définit par la présence de macroconidies à paroi lisse, et de microconidies rondes ou piriformes selon les espèces.

## Origine des dermatophytes

L'origine de la contamination par un dermatophyte est triple : le sol, l'animal et l'homme. Ainsi, selon leur habitat naturel, on distingue trois groupes (Tableau 1) :

- ➔ Les espèces anthropophiles : issues exclusivement de l'homme, leur isolement implique une contamination interhumaine.
- ➔ Les espèces zoophiles : issues de l'animal, leur transmission à l'homme nécessite un contact, direct ou indirect, avec un animal infecté (ou porteur sain). L'engouement croissant pour les animaux familiers (chien, chat, ...) explique l'augmentation de la fréquence de certaines espèces, en particulier *M. canis*, mais il convient aussi de souligner la contamination accidentelle à partir d'animaux de loisirs, de rente ou d'élevage (chevaux, bovins).
- ➔ Les espèces géophiles ou telluriques : elles parasitent accidentellement l'homme à la suite d'une blessure tellurique.

## Reproduction sexuée des dermatophytes

### Introduction

Les dermatophytes isolés au laboratoire, comme la plupart des micromycètes kératinophiles issus du sol, appartiennent à la classe des Ascomycètes, à la sous-classe des Euascomycètes et à l'ordre des Onygnales. Ce sont des Gymnoascaceae appartenant au genre *Arthroderma*. Le genre *Nannizzia* qui correspondait aux formes sexuées (téléomorphes ou formes parfaites) des espèces du genre *Microsporum*, est abandonné et les espèces qui appartenaient à ce genre sont aujourd'hui classées dans le genre *Arthroderma*.

Les dermatophytes étant des espèces hétérothalliques, la production de spores sexuées dépend de la rencontre de deux souches complémentaires, l'une dite de polarité +, l'autre de polarité -. La probabilité d'isoler d'un produit pathologique deux souches de polarités différentes est si rare qu'il est en pratique impossible de retrouver les formes parfaites des dermatophytes dans nos primocultures. C'est donc sur la reproduction asexuée que repose l'identification au laboratoire d'analyses médicales.

### Mise en évidence de la reproduction sexuée

La reproduction sexuée des dermatophytes est aisément observée dans la nature. Pour cela, il convient d'utiliser la technique de piégeage sur kératine de Toma-Karling-Vanbreuseghem (*the To-Ka-Va hair-baiting method*). Cette technique, de réalisation simple,

**Tableau 1 : Principaux dermatophytes et leurs modalités de transmission.**

Les espèces signalées par un astérisque présentent une reproduction sexuée, les autres ne sont connues qu'à l'état d'anamorphes.

Seules les espèces indiquées en gras seront traitées dans cet ouvrage.

<b>Espèces anthropophiles</b>	
Genre <i>Epidermophyton</i>	<i>E. floccosum</i>
Genre <i>Microsporium</i>	<i>M. ferrugineum</i>
	<i>M. audouinii</i>
Genre <i>Trichophyton</i>	<i>T. concentricum</i>
	<i>T. mentagrophytes var. interdigitale</i>
	<i>T. rubrum</i>
	<i>T. schoenleinii</i>
	<i>T. soudanense</i>
	<i>T. tonsurans</i>
	<i>T. violaceum</i>
<b>Espèces zoophiles</b>	
Genre <i>Microsporium</i>	<i>M. canis</i> *
	<i>M. equinum</i>
	<i>M. nanum</i> *
	<i>M. persicolor</i> *
	<i>M. praecox</i> (également tellurique)
Genre <i>Trichophyton</i>	<i>T. equinum</i>
	<i>T. erinacei</i>
	<i>T. gallinae</i>
	<i>T. mentagrophytes var. mentagrophytes</i> * (également tellurique)
	<i>T. verrucosum</i>
<b>Espèces telluriques</b>	
Genre <i>Microsporium</i>	<i>M. cookei</i> *
	<i>M. fulvum</i> *
	<i>M. gypseum</i> *
	<i>M. praecox</i> (également zoophile)
Genre <i>Trichophyton</i>	<i>T. ajelloi</i> *
	<i>T. mentagrophytes var. mentagrophytes</i> * (également zoophile)
	<i>T. terrestre</i> *

consiste à placer un échantillon de terre dans une boîte de Pétri, puis à déposer à sa surface des fragments de cheveux d'enfants (de préférence blonds) et à humidifier l'ensemble. La boîte est ensuite incubée à 20-25°C pendant 6 semaines, puis examinée à la loupe binoculaire. On observe autour des cheveux la présence de filaments mycéliens, traduisant le développement d'un champignon kératinophile, supportant des organes globuleux, les gymnothèces, qui témoignent d'une reproduction sexuée (Figure 1A et 1B).

### **Modalités de la reproduction sexuée**

Lorsque les deux thalles arrivent en contact, des gamétocystes mâles (anthéridies) ou femelles (ascogones) se forment sur les filaments mycéliens (Figure 2A). Les ascogones s'enroulent autour des anthéridies, et à un stade plus avancé, les noyaux de l'anthéridie passent dans l'ascogone. Les noyaux + et - s'apparient pour former un filament dicaryotique (Figure 2B).

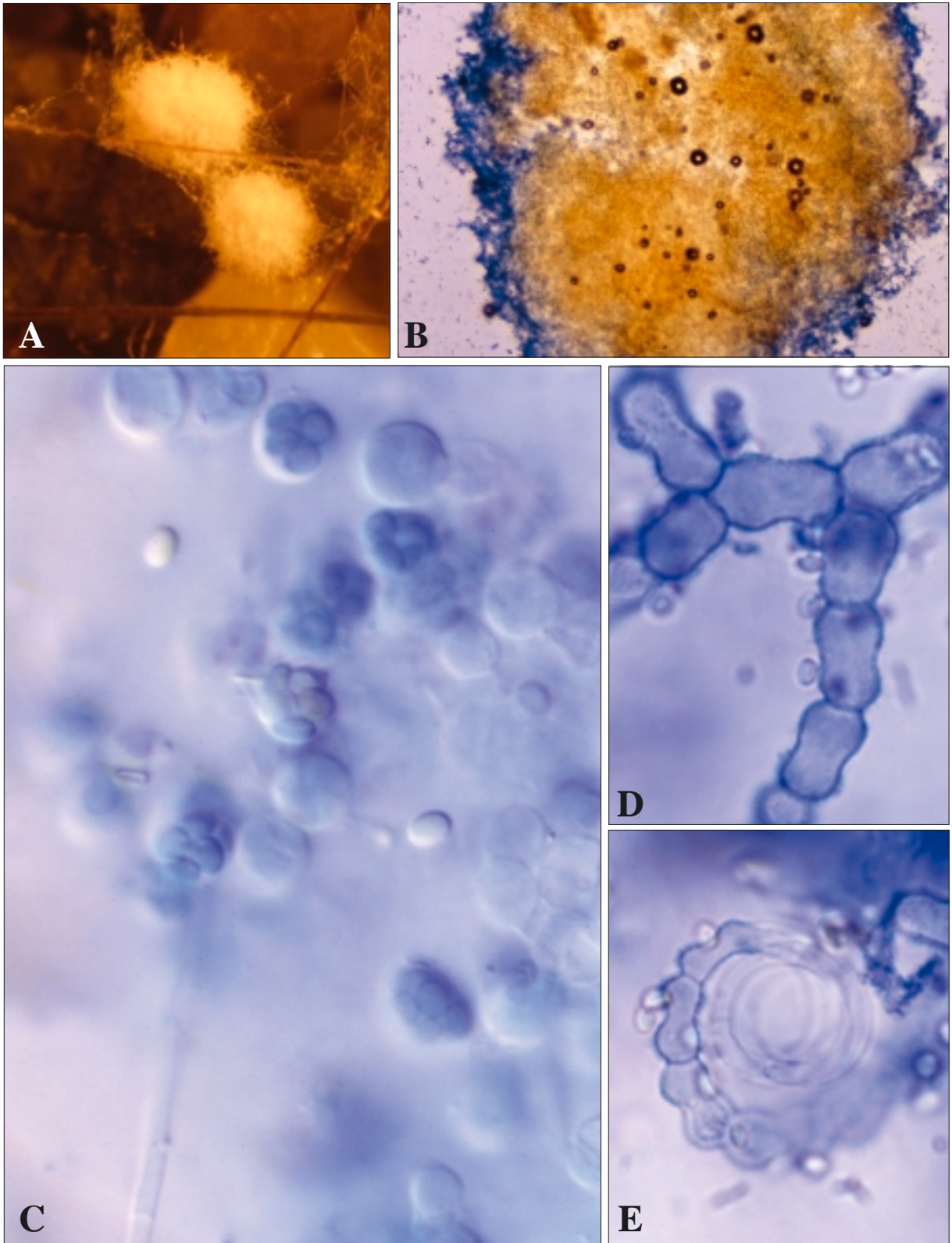
Au niveau du dicaryon terminal de ce filament, se produira la fusion des noyaux (caryogamie), puis la formation des asques octosporés après réduction chromatique (Figures 1C et 2C).

Parallèlement à la conjugaison des anthéridies et des ascogones, on assiste à la formation à partir du pied de l'anthéridie de filaments (Figure 2D) qui vont constituer la paroi de l'ascocarpe (organe protecteur des asques). Chez les dermatophytes, ces ascocarpes sont appelés gymnothèces : ascocarpes globuleux, complètement clos, à contours mal délimités. Leur paroi ou périidium est constituée de filaments enchevêtrés de manière lâche. Ces filaments sont formés d'articles en forme d'osselet (avec une constriction centrale) ou d'os longs (avec deux étranglements), et se terminent par un crochet ou une vrille (Figure 1D et 1E).

### **Conséquences de l'adaptation au parasitisme**

Il est largement admis que les dermatophytes qui parasitent aujourd'hui l'homme et l'animal sont issus du sol. Si certains restent des saprophytes du sol (*T. ajelloi*, *T. terrestre*, *M. cookei*, ...), beaucoup ont évolué vers le parasitisme, d'abord chez l'animal, puis chez l'homme. Le cheminement unidirectionnel sol-animal-homme semble être l'évolution phylogénique habituelle de ces kératinophiles. Les conséquences pratiques de l'adaptation au parasitisme des dermatophytes sont les suivantes :





**Figure 1 : Technique de piégeage sur kératine.**

Gymnothèces visualisés à la loupe binoculaire (**A**) ou au microscope (objectif 10) après montage dans du bleu lactique (**B**). Après écrasement du gymnothèce, les asques octosporés, à paroi fugace, sont libérés (**C**, objectif 100). Aspect en haltère des articles des hyphes péri-diales (**D**) et vrilles terminales (**E**) visualisés à l'objectif 100.

### **a. Sur le plan épidémiologique**

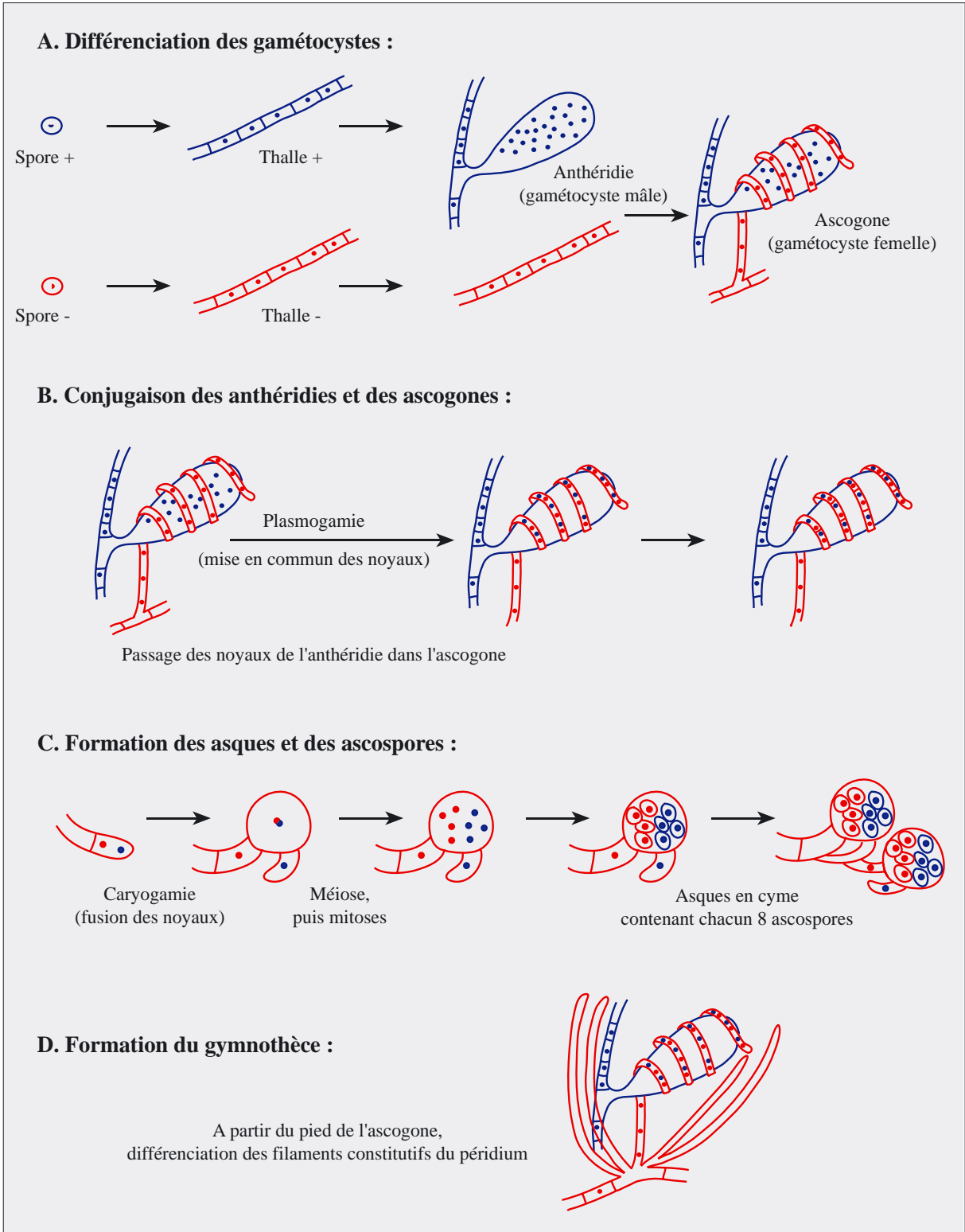
- Les espèces telluriques touchent accidentellement l'homme et la contamination interhumaine, ensuite, est quasi nulle.
- Les espèces zoophiles contaminent plus facilement l'homme, et ceci d'autant plus qu'il vit en promiscuité avec l'animal contamineur. La transmission interhumaine, possible ensuite, reste cependant très limitée.
- Les dermatophytes anthropophiles, bien adaptés à l'homme, diffusent en revanche très bien dans l'espèce humaine.

### **b. Sur le plan clinique**

Il est intéressant d'observer que les espèces peu adaptées à l'homme (géophiles ou zoophiles) sont plus facilement à l'origine de réactions inflammatoires. En revanche, les espèces les mieux adaptées (anthropophiles) évoluent généralement sur un mode chronique avec des réactions de défense limitées, voire nulles.

### **c. Sur le plan biologique**

Parallèlement à l'adaptation au parasitisme, on assiste à une disparition progressive de l'aptitude à la reproduction, d'abord sexuée ([Tableau I](#)), puis asexuée. En revanche, à l'état parasitaire se développent des structures de diffusion communes à toutes les espèces qui seront à l'origine de la contamination de l'homme : il s'agit des arthrospores issues de la fragmentation des filaments mycéliens présents sur le revêtement cutané ou les phanères et des spores issues du parasitisme pilaire.



**Figure 2 : Reproduction sexuée chez les dermatophytes.**



## Répartition géographique

La plupart des dermatophytes sont cosmopolites : *E. floccosum*, *M. canis*, *M. gypseum*, *T. mentagrophytes*, ... D'autres espèces restent localisées à certaines régions du globe comme *M. ferrugineum* en Asie et en Afrique (Figure 3), ou *T. concentricum* en Asie et en Océanie (Figure 4).

Certaines espèces, limitées de plus en plus à des zones géographiques étroites, diminuent en fréquence. Ainsi, *M. ferrugineum* et *T. schoenleinii* ne sont qu'exceptionnellement observés en France. A l'inverse, d'autres espèces comme *M. audouinii* var. *langeronii*, *T. soudanense*, *T. violaceum* ou *T. tonsurans* sont en augmentation du fait des migrations Nord-Sud. Elles s'adaptent à la population autochtone et sont à l'origine d'épidémies en milieu scolaire.

## Facteurs favorisants

Ils sont nombreux, d'ordre physiologique ou pathologique pour certains, mais le plus souvent liés au mode de vie (profession, habitudes vestimentaires, loisirs, ...). Il convient de souligner en effet le rôle :

- des facteurs hormonaux : les teignes surviennent principalement chez l'enfant, et guérissent spontanément à la puberté pour la plupart,
- de facteurs immunologiques comme l'immunodépression liée à un SIDA, une corticothérapie, un traitement immunosupresseur, ou une chimiothérapie,
- de la profession : agriculteurs, éleveurs de bovins et vétérinaires sont particulièrement exposés à une contamination par une espèce zoophile (*T. verrucosum*, *M. praecox*, ...). De même, les maître-nageurs sont fréquemment sujets à des intertrigos interdigito-plantaires déterminés par des espèces anthropophiles (*T. rubrum*, *T. mentagrophytes* var. *interdigitale*, ...),
- de la macération (chaleur et humidité) qui joue un rôle majeur dans le développement des dermatophytes, en particulier au niveau des pieds et des grands plis (chaussures en matière plastique, vêtements en tissus synthétiques empêchant l'évaporation, ...),
- de la pratique des sports équestres, de la natation, des sports en salle (arts martiaux, gymnastique, ...),
- de certaines habitudes en matière de coiffure chez les africains (rasage des garçons, nattage des filles), à l'origine de la transmission de teignes anthropophiles (*M. audouinii* var. *langeronii*, *T. soudanense*, ...),

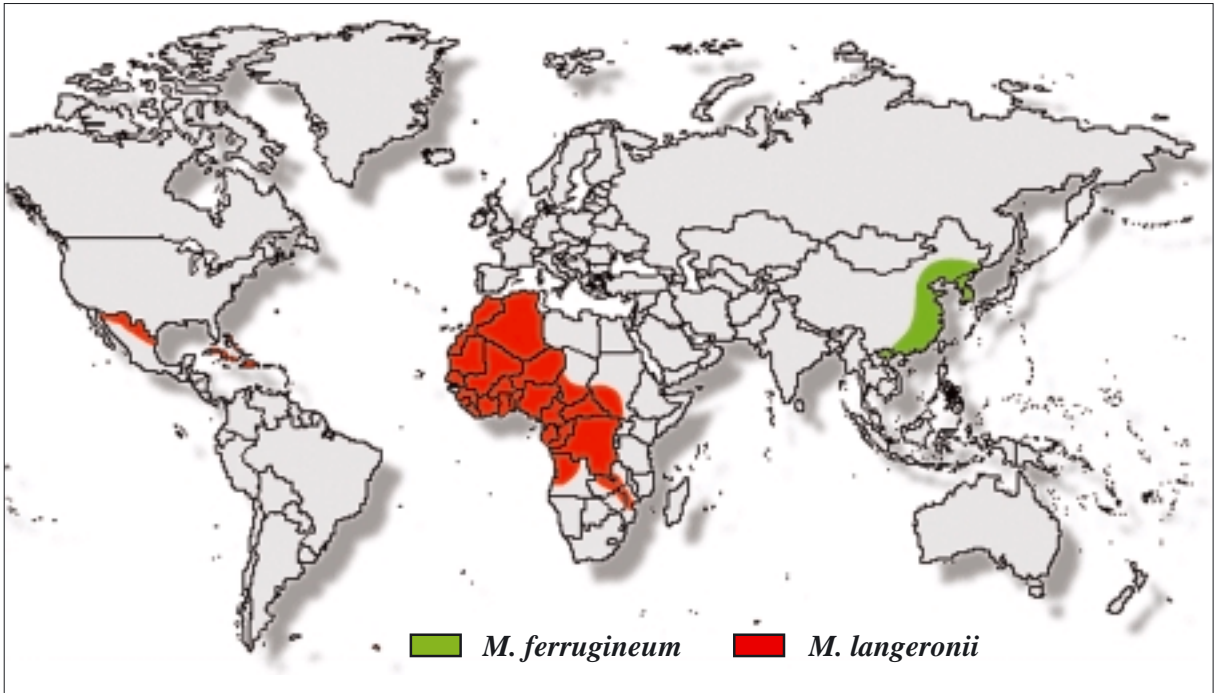


Figure 3 : Aire de répartition de *M. ferrugineum* et de *M. audouinii* var. *langeronii*.

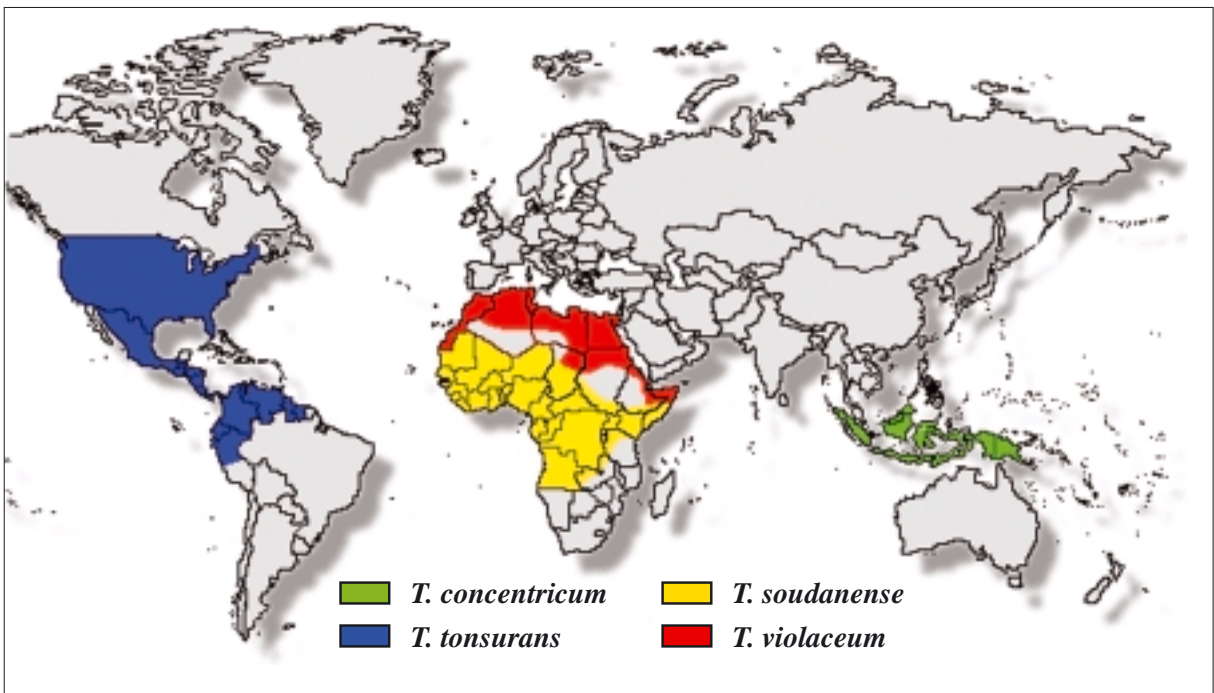


Figure 4 : Aire de répartition de *T. concentricum*, *T. soudanense*, *T. tonsurans* et *T. violaceum*.

- et des microtraumatismes, sources d'onyxis des pieds chez les sportifs et de pachydermie palmaire chez le travailleur manuel.

## **Aspects cliniques : Les dermatophyties**

### **Introduction**

Les dermatophyties (parfois appelées dermatophytoses ou *Tinea* chez les anglo-saxons) sont des mycoses superficielles provoquées par les dermatophytes. Compte tenu de leur affinité pour la kératine humaine (et animale), ces champignons attaquent la peau, en particulier l'épiderme, et les phanères. Habituellement, ils n'envahissent pas les tissus profonds, sauf dans les cas exceptionnels de maladie dermatophytique ou de mycétomes. Par ailleurs, comme d'autres champignons, les dermatophytes peuvent être à l'origine de réactions allergiques dont certaines à expression cutanée sont appelées dermatophytides ou trichophytides.

### **Physiopathologie, description et espèces en cause**

#### **Les teignes et sycosis**

Ces lésions qui correspondent à l'atteinte du cuir chevelu pour les teignes, et des poils de la barbe ou de la moustache pour les sycosis, sont des manifestations spécifiques des dermatophytes. Toutefois, une étiologie bactérienne est également possible pour les sycosis. Ces lésions traduisent l'envahissement des cheveux ou des poils à partir de leur segment supra-bulbaire, laissant généralement intacte l'activité du bulbe.

Le devenir des cheveux ou des poils parasités sera différent selon l'espèce en cause :

- Ils seront cassés plus ou moins près de leur émergence dans le cas des teignes tondantes microsporiques et des teignes tondantes trichophytiques.
- Les cheveux parasités sont totalement fragilisés avec envahissement secondaire du bulbe dans les teignes faviques.
- Ils seront expulsés par la réaction inflammatoire dans les kérions.

Il convient de rappeler que les teignes sont rares chez l'adulte. Elles ne s'observent en pratique que chez l'enfant.

En fonction du type de parasitisme pileaire, on distingue classiquement quatre formes cliniques :

### a. Les teignes tondantes microsporiques

Ces teignes, qui touchent exclusivement l'enfant avant la puberté, sont caractérisées par la présence de plaques d'alopecie en petit nombre (généralement une seule, parfois 2 ou 3), de grande taille (plusieurs centimètres de diamètre), à contours bien délimités, tapissées de squames et de cheveux cassés (Figure 5). L'examen sous lampe de Wood montre une fluorescence verte caractéristique. En pratique, trois espèces sont incriminées : deux espèces anthropophiles strictes, *M. audouinii* et *M. ferrugineum*, et une espèce zoophile inféodée surtout au chat, *M. canis*.

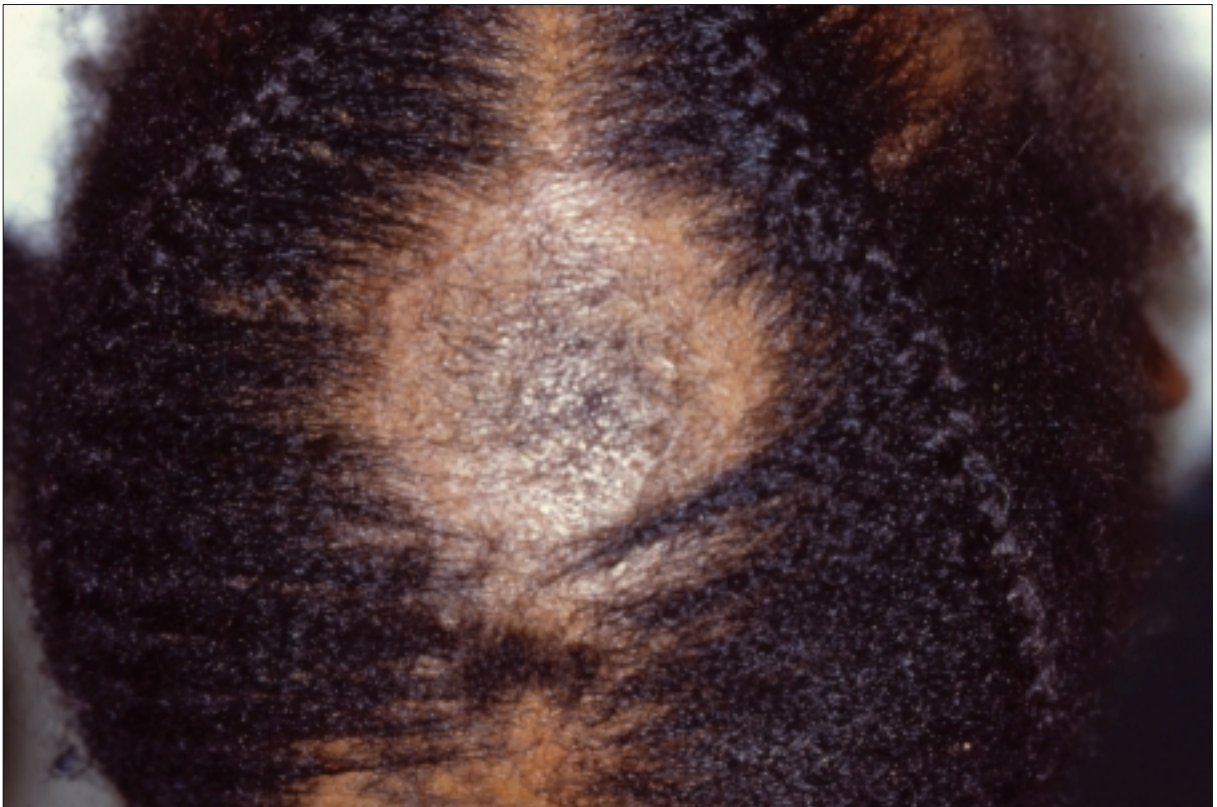


Figure 5 : Teigne tondante microsporique

*b. Les teignes tondantes trichophytiques*

Ces teignes, aussi dites endothrix, touchent les enfants, mais aussi les femmes. Elles sont caractérisées par la présence de plaques d'alopecie souvent nombreuses, de petite taille, et mal délimitées (Figure 6). L'examen sous lampe de Wood ne montre aucune fluorescence. Les dermatophytes responsables sont exclusivement des espèces anthropophiles : *T. soudanense*, *T. violaceum* et *T. tonsurans*.



Figure 6 : Teigne tondante trichophytique



### c. Les teignes inflammatoires

Ces teignes, qu'on appelle aussi kériens, touchent habituellement le cuir chevelu de l'enfant, plus exceptionnellement le cuir chevelu de la femme.

Dans cette forme clinique, la plaque d'alopecie devient vite érythémateuse, se surélève et prend l'aspect d'une coupole plus ou moins saillante où les orifices pilaires laissent sourdre du pus (Figure 7). Les cheveux sont alors expulsés. Les lésions sont douloureuses, surtout après application de corticoïdes. Il n'y a ni fièvre ni adénopathies satellites en dehors d'une surinfection bactérienne. Le kérion confère habituellement une immunité durable.



Figure 7 : Teigne inflammatoire ou kérion.

En règle générale, les teignes inflammatoires sont plutôt le fait d'espèces zoophiles ou géophiles. Ainsi, quatre espèces cosmopolites sont habituellement responsables : *T. mentagrophytes*, *T. verrucosum*, *M. gypseum* et *M. canis*. Néanmoins, certaines espèces anthropophiles peuvent aussi être à l'origine de kériens. Il s'agit de *T. soudanense*, *T. tonsurans*, *T. violaceum* et plus rarement *T. rubrum*. Il convient de noter qu'en dehors d'un parasitisme à *M. canis*, il n'y a pas de fluorescence sous lampe de Wood.

#### *d. Les sycosis*

Des lésions inflammatoires peuvent également survenir au niveau de la barbe ou de la moustache chez l'homme. On parle alors de sycosis (**Figure 8**). Les espèces en cause sont identiques à celles isolées des kériions du cuir chevelu. De même, leur traduction clinique est identique : il s'agit de lésions érythémateuses, suppurées, avec expulsion des poils parasités et fréquemment surinfection bactérienne. Leur diagnostic se pose devant l'échec d'une antibiothérapie.



**Figure 8 : Sycosis**

### e. Les teignes faviques

Débutant dès l'enfance, elles peuvent évoluer chez l'adulte. Elles sont caractérisées par la formation de croûtes épaisses en forme de godet sur le cuir chevelu (Figure 9). En tombant, ces croûtes laissent apparaître un cuir chevelu lisse où les cheveux ne repoussent jamais. De teinte jaune paille, les cheveux et les croûtes dégagent une odeur caractéristique dite de "nid de souris". Par ailleurs, les cheveux parasités sont fluorescents sur toute leur longueur sous lampe de Wood.

Ces teignes faviques, aujourd'hui exceptionnelles, sont déterminées exclusivement par une espèce anthropophile, *T. schoenleinii*.

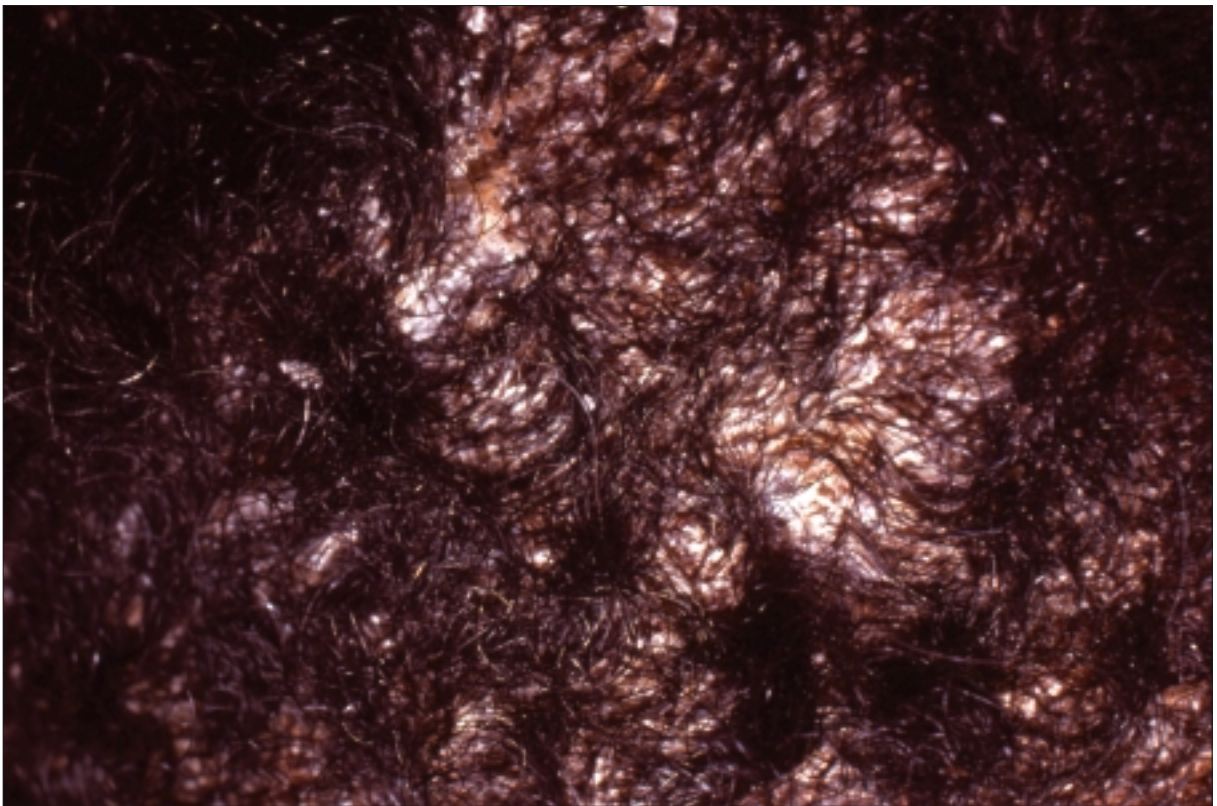


Figure 9 : Teigne favique.F

### **Les folliculites**

A côté du cuir chevelu, de la barbe et de la moustache, tous les follicules pileux du revêtement cutané (à l'exception des poils pubiens ou axillaires) peuvent être atteints par un dermatophyte. La péri-folliculite granulomateuse de Wilson, ou folliculite chronique, siège habituellement sur une seule jambe (surtout chez la femme). Les lésions se présentent comme de petits nodules érythémateux centrés par un poil (Figure 10). Des microtraumatismes engendrés par le rasage répété des jambes, des troubles circulatoires ou une corticothérapie locale intempestive sont incriminés.

*Trichophyton rubrum* est l'espèce la plus fréquemment isolée. Néanmoins, les folliculites dues à des dermatophytes zoophiles (*M. canis*, *T. mentagrophytes* et *T. verrucosum*) ou telluriques (*M. gypseum*) ne sont pas rares. Elles siègent plus volontiers sur les parties découvertes et sont parfois plus inflammatoires et plus douloureuses.



Figure 10 : Folliculite de la jambe.

### **Les épidermophyties circinées**

Autrefois appelées herpès circiné, les lésions débutent par une petite zone érythémateuse qui progressivement, en 8 à 15 jours, s'étend de façon centrifuge dessinant un anneau inflammatoire parsemé de petites vésicules (Figures 11 et 12). Les lésions siègent dans n'importe quelle partie du corps. Elles sont isolées ou multiples, et dans ce cas parfois confluentes.

De nombreuses espèces peuvent être rencontrées, principalement *E. floccosum*, *T. rubrum*, *T. mentagrophytes*, *T. verrucosum*, *T. erinacei*, *M. canis*, *M. persicolor* et *M. gypseum*. En règle générale, les épidermophyties d'origine animale sont plus inflammatoires que celles d'origine humaine.



Figure 11 :  
**Epidermophytie circinée  
du menton et du thorax.**



Figure 12 :  
**Epidermophytie circinée  
inflammatoire de l'avant-  
bras.**

## **Les intertrigos dermatophytiques**

### **a. Les lésions interdigito-plantaires**

Les intertrigos interdigito-plantaires débutent habituellement dans le dernier espace interorteil. Initialement réduites à une simple fissure desquamante plus ou moins prurigineuse (Figure 13), les lésions débordent ensuite largement les bords latéraux des 4ème et 5ème orteils et se généralisent aux autres espaces interorteils, à la plante du pied, au dos du pied et aux ongles. Plus tardivement, la peau au fond des plis s'épaissit et devient blanc nacré (Figure 14).



Figure 13 :  
**Intertrigos interorteils - lésion initiale avec extension discrète sur le dos du pied.**



Figure 14 :  
**Intertrigo interorteils - lésion plus tardive avec épaissement blanc nacré au fond du pli.**

Ces lésions sont déterminées principalement par trois espèces : *T. rubrum* (plus de 65% des cas), suivi de *T. mentagrophytes* var. *interdigitale* (près de 30%) et d'*E. floccosum*.

#### ***b. Les intertrigos des grands plis***

Les grands plis (inguinaux, axillaires, sous-mammaires, ...) sont également le siège de dermatophyties. L'intertrigo inguinal, autrefois appelé eczéma marginé de Hébra, est la manifestation clinique la plus fréquente parmi ces lésions des grands plis. Il s'agit de lésions érythémato-squameuses qui débutent dans le creux inguinal, puis s'étendent vers la face interne des cuisses, le périnée et les bourses chez l'homme (Figure 15). Les lésions, bilatérales, asymétriques et fréquemment prurigineuses, se présentent typiquement comme un bourrelet squameux circiné.

Les intertrigos du creux axillaire sont moins fréquents. L'atteinte est typiquement unilatérale et la bordure périphérique bien nette. Le fond du pli est rarement atteint.

Ces intertrigos sont déterminés principalement par deux espèces, *T. rubrum* et *E. floccosum*, plus rarement par *T. mentagrophytes*. A noter que les poils pubiens ou axillaires ne sont jamais envahis par le champignon en cause.



**Figure 15 : Intertrigo inguinal avec extension sur la cuisse, le périnée et l'abdomen.**

### **Les lésions plantaires et palmaires**

La plante des pieds est fréquemment le siège de dermatophyties. Les lésions sont alors asymétriques, érythémato-squameuses et prurigineuses. La peau en regard des lésions est souvent épaissie et fissurée (Figure 16). Dans certains cas, les lésions se présentent comme une pachydermie plantaire, affectant les deux pieds et s'arrêtant brusquement au niveau des bords ("aspect en mocassin"). *Trichophyton rubrum* est l'espèce la plus souvent rencontrée.

Les lésions palmaires sont plus rares, affectant généralement une seule main (Figure 17). Elles sont déterminées principalement par *T. rubrum*, et plus rarement par *M. persicolor*.



Figure 16 :  
**Lésion plantaire.**



Figure 17 :  
**Lésion palmaire.**



### **Les onyxis à dermatophytes**

De nombreuses espèces peuvent être à l'origine de ces mycoses. Au niveau des pieds, on retrouvera par ordre décroissant de fréquence *T. rubrum*, puis *T. mentagrophytes* var. *interdigitale*, et enfin *E. floccosum*. Les onyxis des mains, par ailleurs moins fréquents, sont déterminés par ces mêmes espèces, mais aussi par des agents de teigne anthropophiles comme *T. soudanense*, *T. tonsurans* et *T. violaceum*.

Sur le plan clinique, Guy Badillet décrit classiquement quatre aspects :

#### **a. Les onychomycoses sous-unguéales distales**

Elles représentent l'atteinte dermatophytique de l'ongle la plus fréquente, notamment au niveau des pieds. Le champignon gagne le lit de l'ongle à partir des bords latéraux des doigts. Il parasite la lame inférieure entraînant un épaississement de l'ongle et un décollement de l'extrémité distale. Celle-ci prend une teinte jaune à brune plus ou moins foncée (Figure 18).

Le lit de l'ongle devient ensuite très friable. Le champignon s'étend à toute la table unguéale, et touche la matrice, engendrant une destruction généralisée de l'ongle.



Figure 18 : Onychomycose sous-unguéale distale.

### *b. Les onychomycoses proximales*

L'infection se présente au début comme une tache blanchâtre à la base de l'ongle, au niveau de la lunule, puis s'étend sur toute la table unguéale (Figure 19). L'extrémité distale est préservée. Cet aspect, qui reste rare, s'observe surtout chez les patients immunodéprimés (greffés, corticothérapie au long cours, patients atteints de SIDA, ...).

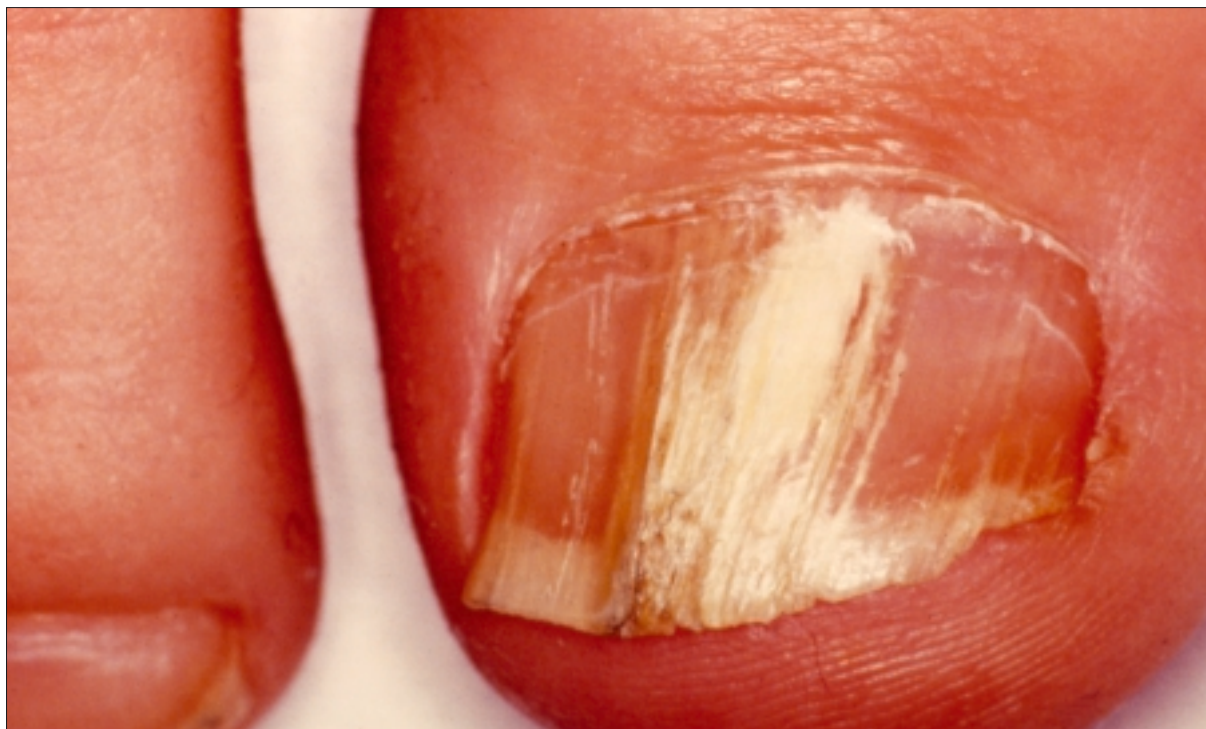


Figure 19 : Onychomycose proximale.

### *c. Les leuconychies superficielles*

Elles résultent d'un mode d'attaque de l'ongle différent : c'est la lame superficielle qui est touchée au départ, en un point quelconque de sa surface. Les lésions se présentent comme des taches blanches de taille variable, ponctiformes au début, puis confluentes (Figure 20). Dans ce cas, le prélèvement contribue au traitement par l'ablation du tissu unguéal parasité.

### *d. Les onychomycodystrophies totales*

Elles correspondent à la destruction totale de l'ongle par le champignon, avec atteinte de la matrice (Figure 21). Après la destruction de l'ensemble de la lame superficielle de l'ongle, le lit de l'ongle devient friable et s'élimine progressivement.

Les trois formes cliniques précédentes peuvent aboutir à la destruction totale de l'ongle.



Figure 20 :  
**Leuconychie superficielle**

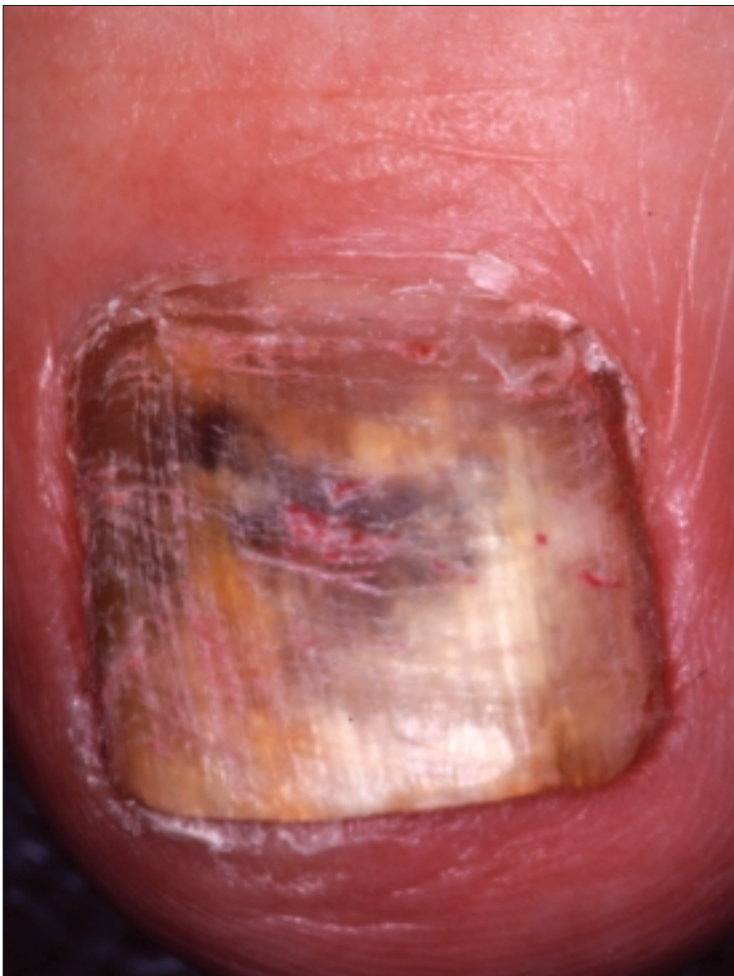


Figure 21 :  
**Onychomycodystrophie totale.**

## **La maladie dermatophytique**

La maladie dermatophytique ou maladie de Hadida et Schousboë est une entité rare, décrite surtout en Afrique du Nord, mais également en Europe Centrale et chez les aborigènes australiens. Elle ne survient que sur un terrain prédisposé, dans un contexte familial particulier avec consanguinité et déficit sélectif de l'immunité à médiation cellulaire vis-à-vis des antigènes trichophytiques.

Les champignons en cause (*T. violaceum*, *T. rubrum*, *T. schoenleinii*, ...) envahissent les tissus profonds. Initialement limitées à une teigne ou à une simple épidermophytie, les lésions vont progressivement, après des mois, voire des années, s'étendre à la fois en superficie à tout le corps et en profondeur. Elles gagnent en effet le derme et l'hypoderme, puis les ganglions satellites, et enfin les organes profonds.

Un SIDA au stade avancé ou une corticothérapie prolongée, peuvent provoquer des lésions comparables (Figure 22A). Elles restent cependant localisées au revêtement cutané (derme et hypoderme, Figure 22B et C).

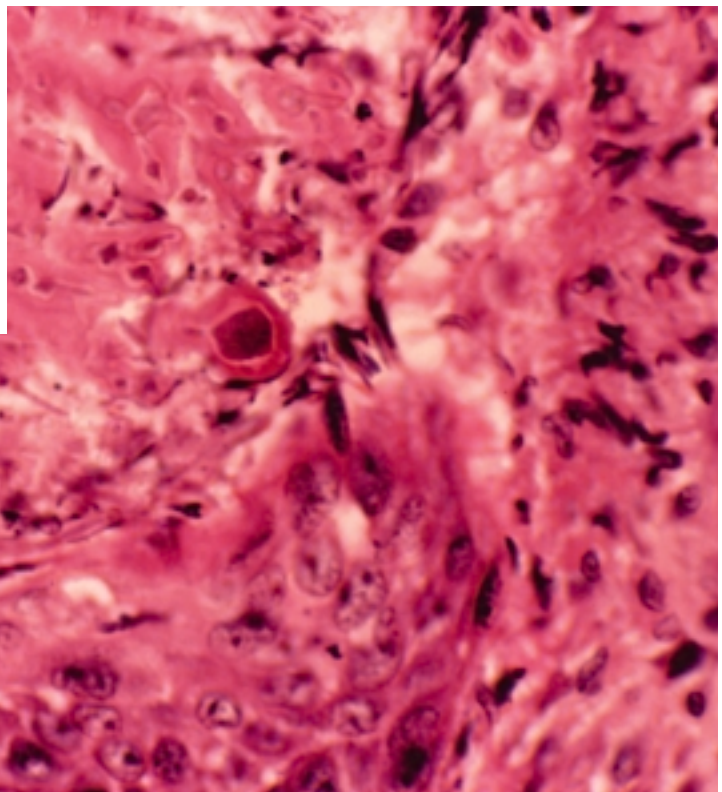
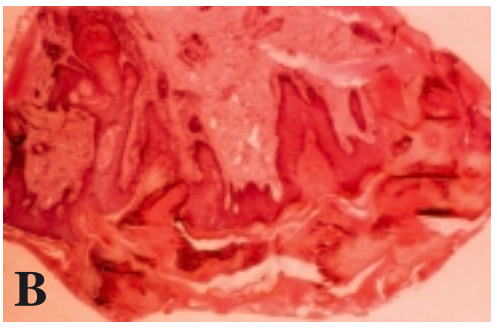
## **Les mycétomes à dermatophytes**

Les mycétomes sont des tumeurs inflammatoires chroniques et polyfistulisées d'origine fongique ou actinomycosique renfermant des grains plus ou moins visibles qui seront expulsés par ces fistules. Les dermatophytes sont en fait rarement incriminés. Des cas exceptionnels déterminés notamment par *T. rubrum*, *M. canis* et *M. ferrugineum* ont été rapportés au décours d'une teigne ou d'une corticothérapie au long cours.

Les lésions se présentent alors comme des nodules hypodermiques (la fistule n'est pas toujours observable) centrés par un poil ou un cheveu. Le diagnostic sera porté par la biopsie qui objectivera au sein de la lésion un grain fongique, formé de filaments mycéliens agglomérés par un ciment, et cerné par la réaction tissulaire de l'hôte.

## **Les dermatophytides**

Ce sont des réactions allergiques à expression cutanée qui se produisent à distance du foyer dermatophytique. Ces manifestations d'hypersensibilité immédiate sont dues à la libération dans le sang de substances allergisantes issues du métabolisme du dermatophyte. Ces lésions simulent souvent un eczéma qui, aux mains, prend l'allure d'une dyshidrose : éruption cutanée prurigineuse et vésiculeuse sur les faces latérales des doigts, sur la paume des mains, et parfois sur les pieds.



**Figure 22 : Maladie dermatophytique au cours du SIDA.**

Les lésions verruqueuses s'étendent sur le front, le nez, et les oreilles (A). A l'examen anatomopathologique, on note un épaissement de la couche cornée (B, objectif 10), et l'envahissement du follicule pileux avec rupture de la membrane basale (C, objectif 100).

L'examen mycologique (examen direct et mise en culture) d'un prélèvement réalisé au niveau de ces lésions reste négatif.

Le tableau 2 récapitule les caractéristiques épidémiologiques et cliniques des principaux dermatophytes.

## **Diagnostic différentiel des dermatophyties**

### **Au niveau du cuir chevelu**

De nombreuses affections simulent cliniquement les teignes :

- la pelade (dans ce cas, le cuir chevelu reste lisse et non squameux),
- la fausse teigne amiantacée (les cheveux sont englués dans des croûtes épaisses blanchâtres simulant des godets favigues, mais les cheveux ne tombent pas),
- les alopecies cicatricielles consécutives à des traumatismes (trichilomanie, ...)
- les pseudo-pelades rencontrées au cours de maladies de système (lupus érythémateux disséminé, sarcoïdose, sclérodermie),
- le lichen plan,
- et les abcès du cuir chevelu, impétigo ou autres infections bactériennes.

### **Au niveau des ongles**

Les onychomycoses représentent, à elles seules, 50% de la pathologie unguéale. Le psoriasis, le lichen et les traumatismes peuvent également modifier l'aspect et la couleur de l'ongle.

Il convient de discuter aussi des onyxis à *Candida* qui sont surtout rencontrés au niveau des mains, et s'accompagnent d'un périonyxis contrairement aux onyxis dermatophytiques. Ils débutent habituellement par un périonyxis (ou paronychie), c'est à dire une tuméfaction rouge et douloureuse autour de la zone matricielle, à la base de l'ongle. Secondairement apparaît un onyxis, avec d'abord atteinte de la partie proximale de l'ongle, puis extension vers ses bords latéraux et distaux, et l'ongle se décolle rapidement de son lit.

### **Au niveau de la peau glabre**

De nombreuses affections cutanées peuvent ressembler à des dermatophyties (eczéma nummulaire, eczématide, pityriasis rosé de Gibert, ...), d'où la nécessité de recourir au prélèvement mycologique.

**Tableau 2 : Caractéristiques épidémiologiques et cliniques des principaux dermatophytes**

Dermatophytes	Epidémiologie	Aspects cliniques	Fluorescence sous lampe de Wood
<i>E. floccosum</i>	Cosmopolite Anthropophile	- Intertrigos des grands plis - Epidermophyties circinées - Intertrigos interorteils	Négative
<i>M. canis</i>	Cosmopolite Zoophile (chat, chien hamster, lapin, cheval)	- Epidermophyties circinées - Teignes microsporiques - Folliculites, sycosis	Positive
<i>M. gypseum</i>	Cosmopolite Géophile	Lésions inflammatoires - Epidermophyties circinées - Folliculites, sycosis, kériions	Négative
<i>M. audouinii</i>	Afrique Noire	- Teignes microsporiques	Positive
<i>var. langeronii</i>	Anthropophile	- Epidermophyties circinées	
<i>M. persicolor</i>	Cosmopolite Zoophile (rongeurs)	Epidermophyties circinées souvent inflammatoires	Négative
<i>T. mentagrophytes</i>	Cosmopolite	Lésions chroniques	Négative
<i>var. interdigitale</i>	Anthropophile	- Intertrigos interorteils - Onyxis (pieds surtout) - Intertrigo inguinal	
<i>T. mentagrophytes</i>	Cosmopolite	Lésions aiguës	Négative
<i>var. mentagrophytes</i>	Tellurique, zoophile (nombreux animaux)	- Epidermophyties circinées - Folliculites, sycosis, kériions	
<i>T. rubrum</i>	Cosmopolite Anthropophile	Lésions chroniques - Intertrigos interorteils - Onyxis (pieds surtout) - Intertrigos des grands plis - Epidermophyties circinées	Négative
<i>T. schoenleinii</i>	Afrique du Nord Anthropophile	- Teignes faviques - Godets faviques	Positive sur toute la longueur
<i>T. soudanense</i>	Afrique Noire Anthropophile	- Teignes trichophytiques - Epidermophyties circinées - Onyxis des mains	Négative
<i>T. tonsurans</i>	Amérique Anthropophile	- Teignes trichophytiques - Epidermophyties circinées - Onyxis des mains	Négative
<i>T. verrucosum</i>	Cosmopolite Zoophile (bovins, ovins, chevaux)	Lésions inflammatoires - Epidermophyties circinées - Folliculites, sycosis, kériions	Négative
<i>T. violaceum</i>	Pourtour du bassin méditerranéen Anthropophile	- Teignes trichophytiques - Epidermophyties circinées - Onyxis - Sycosis	Négative

## Au niveau des plis

Au niveau des plis interorteils ou interdigitaux, le diagnostic différentiel se pose principalement avec les intertrigos candidosiques. La peau au fond du pli, souvent macérée et blanchâtre, se décolle facilement. Les atteintes à levures touchent surtout les espaces interdigitaux et sont fréquemment associées à un onyxis.

Un psoriasis des plis peut aussi simuler au début une dermatophytie.

L'érythrasma est également fréquent au niveau des plis interdigitaux, inguinaux ou axillaires. Il est dû à des corynébactéries (*Corynebacterium minutissimum*). Les lésions se présentent comme des placards de couleur rosée à bistre, de teinte homogène. Contrairement à ce qui est observé pour les dermatophytes, la périphérie de la lésion n'est pas accentuée. En l'absence de traitement local, on peut mettre en évidence à l'examen sous lampe de Wood une fluorescence rouge corail qui révèle la sécrétion de porphyrines par les bactéries.

## Thérapeutiques des dermatophyties

### Les antifongiques actifs sur les dermatophytes

De très nombreuses molécules appartenant à différentes familles chimiques peuvent être utilisées contre les dermatophytes, principalement en usage local. Leur mécanisme d'action est très variable. Elles agissent pour la plupart en bloquant la biosynthèse de l'ergostérol au niveau de différentes enzymes essentielles de cette voie métabolique : la 14-aldéméthylase pour les imidazolés, la squalène époxydase pour les allylamines et les thio-carbamates, la  $\Delta 14$ -réductase et la  $\Delta 8,7$ -isomérase pour les morpholines (Figure 23). Ce sont donc des fongostatiques et non des fongicides ce qui explique la nécessité d'une durée importante du traitement.

### Les molécules à usage local

→ Les dérivés azolés :

- le bifonazole, commercialisé sous le nom de Amycor® (en crème, poudre ou solution à 1%) ou de Amycor onychoset® (en pommade à 1% associée à de l'urée 40%),
- l'éconazole, Pévaryl® 1% (crème, poudre ou émulsion fluide à 1%), et Dermazol® Gé (crème, poudre ou émulsion fluide à 1%). Des génériques sont également disponibles sous forme de crème, poudre, émulsion fluide, ou solution à 1%,
- l'isokonazole, Fazol® (crème, émulsion fluide ou poudre à 2%),



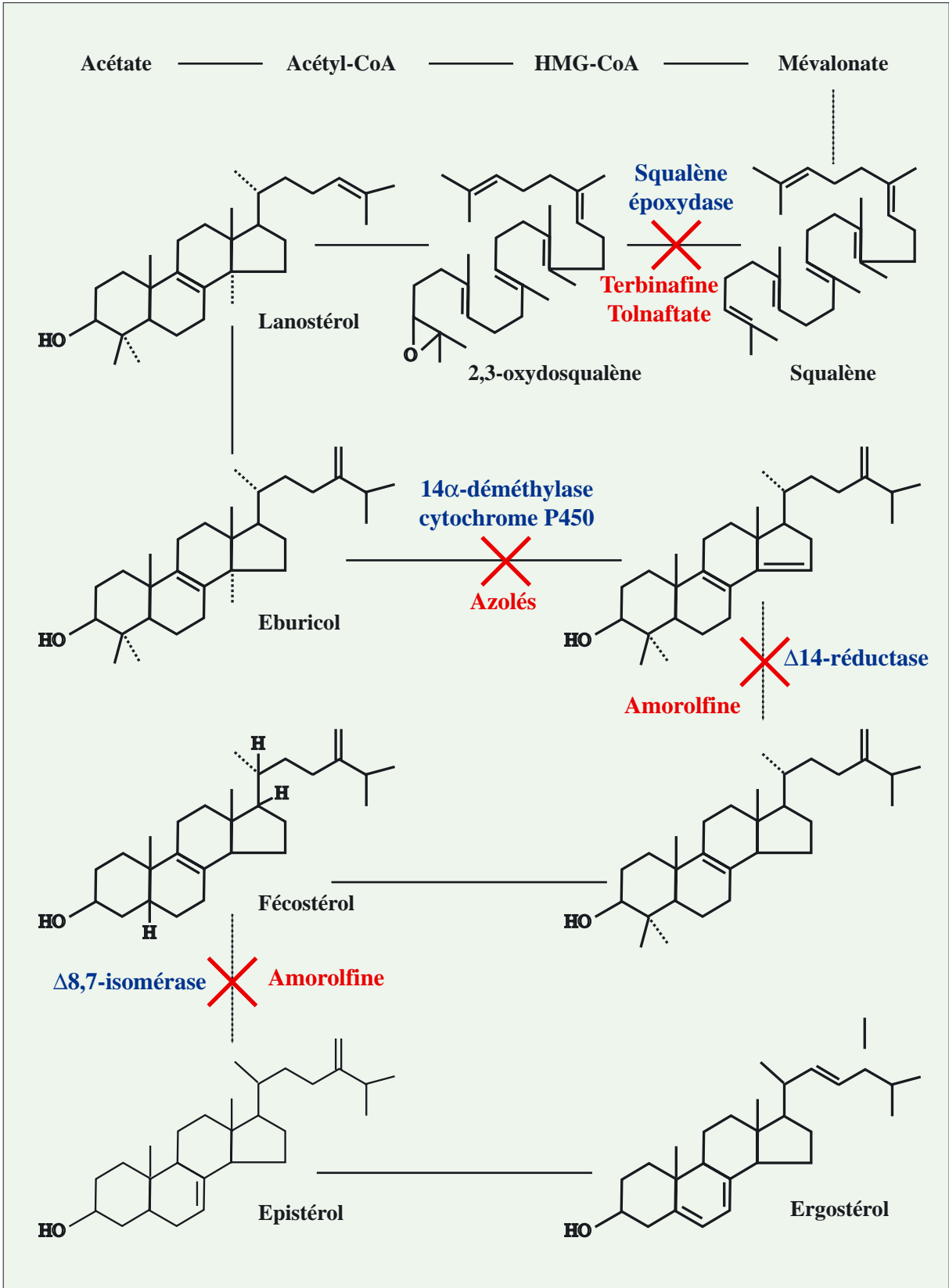


Figure 23 : Biosynthèse de l'ergostérol et cibles des principaux antifongiques.



- le kétoconazole, Kétoderm® crème (à 2%),
  - le miconazole, Daktarin® (gel, poudre ou solution à 2%),
  - l'omoconazole, Fongamil® (crème à 1%),
  - l'oxiconazole, Fonx® (crème, poudre ou solution à 1%),
  - et le sertaconazole, Monazol® crème (à 2%).
- Une allylamine, la terbinafine, Lamisil® 1% crème
  - Un thiocarbamate, le tolnaftate, Sporiline® (crème ou lotion à 1%)
  - Une morpholine, l'amorolfine, Locéryl® (solution filmogène à 5%)
  - La ciclopiroxolamine, Mycooster® 1% (crème, poudre ou solution)
  - Le ciclopirox, Mycooster® vernis 8% (solution filmogène)
  - L'acide undécylénique et ses sels, Mycodécyl® (crème et poudre à 20%, ou solution à 10%)

### Les molécules utilisées par voie générale

En pratique courante, 3 molécules peuvent être utilisées :

- la griséofulvine, Griséfuline® (comprimés à 250 ou 500 mg),
- la terbinafine, Lamisil® 250 mg comprimés,
- et le kétoconazole, Nizoral® (comprimés à 200 mg, suspension orale à 1 mg/goutte).

Il convient bien entendu de vérifier d'éventuelles contre-indications ou interactions médicamenteuses, et de surveiller la survenue d'effets secondaires.

### Les indications

Le choix de la molécule dépendra de la nature des lésions, de leur étendue et de la tolérance du patient. Ainsi, les intertrigos récidivants, les pachydermies palmaires ou plantaires, les sycosis et les folliculites nécessitent un traitement *per os* à l'aide de griséofulvine, de terbinafine ou de kétoconazole. De plus, la connaissance de l'espèce en cause guidera parfois le choix du thérapeute. A titre d'exemple, une épidermophytie étendue à *T. rubrum* nécessitera un traitement prolongé par voie générale tandis qu'un intertrigo inguinal à *E. floccosum* sera traité efficacement avec un simple traitement local. De même, l'arrêt de la corticothérapie sur des lésions cutanées d'allure eczématiforme où a été isolé un dermatophyte peu pathogène comme *M. praecox* suffira pour permettre l'élimination spontanée du champignon.

## Les teignes

Chez l'enfant jusqu'à 15 ans, on utilisera en première intention principalement la griséofulvine *per os* à raison de 15 à 20 mg/kg/j pendant 6 à 8 semaines (en s'assurant de l'intégrité des fonctions hépatiques et des constantes hématologiques par une surveillance mensuelle), associée à un traitement local à base d'azolés. Chez l'adulte, la griséofulvine peut être remplacée par la terbinafine (250 mg/jour). Celle-ci est cependant contre-indiquée chez la femme enceinte, et semble peu actif sur *M. canis*.

En cas de teignes inflammatoires, une corticothérapie de quelques jours peut se justifier en association avec le traitement antifongique. La coupe des cheveux autour des lésions est souhaitable pour parfaire le traitement local.

Une enquête épidémiologique (recherche des sujets contacts dans l'entourage immédiat) est aussi nécessaire. L'éviction scolaire est imposée par la loi (Journal Officiel du 31 mai 1989) jusqu'à la négativation de l'examen direct lors du contrôle mycologique, réalisé pour le premier contrôle 8 à 15 jours après le début du traitement. En pratique, elle est cependant limitée aux teignes anthropophiles.

## Les épidermophyties circinées et les intertrigos

Sauf en cas de lésions très étendues ou multiples, on préconisera en première intention, un traitement local par un topique antifongique. Le choix de la forme galénique dépendra de l'aspect plus ou moins suintant de la lésion. Le produit sera appliqué quotidiennement après la toilette, et la durée du traitement dépendra de l'importance des lésions et de l'espèce en cause. Il sera néanmoins poursuivi, surtout en cas d'intertrigo, pendant au moins 3 semaines, même après la guérison clinique.

## Les onyxis

Dans les onyxis à dermatophytes, le traitement peut rester local en l'absence d'atteinte matricielle. Les vernis antifongiques à base d'amorolfine ou de ciclopirox sont les plus indiqués. Ils seront appliqués pendant une durée de 3 à 6 mois selon l'aspect de la lésion à raison d'une fois par semaine pour le premier, ou quotidiennement pour le second. En général, le traitement doit être poursuivi au-delà de la repousse de l'ongle sain. Une autre possibilité thérapeutique repose sur l'avulsion chimique de l'ongle par de l'urée (en association avec un antifongique azolé, le bifonazole) et l'élimination mécanique des lésions unguéales par le pédicure.

En cas d'atteinte matricielle, il est nécessaire d'associer au traitement local de l'ongle, un traitement par voie générale. La terbinafine est la molécule de choix chez l'adulte à raison de 1 comprimé par jour pendant 6 semaines à 3 mois pour les onyxis des mains, pendant 3 à 6 mois pour les onyxis des pieds. En cas d'intolérance ou de contre-indication, le kétoconazole peut être utilisé après s'être assuré de l'intégrité des fonctions hépatiques.

En outre, un traitement concomitant des espaces interorteils est nécessaire pour éviter toute réinfection.

## II - DIAGNOSTIC BIOLOGIQUE DES DERMATOPHYTIES

---

### Prélèvement

#### Introduction

Le prélèvement doit être réalisé avant tout traitement spécifique, qu'il soit local ou général (per os). Dans le cas contraire, une abstention thérapeutique est nécessaire, d'au moins 15 jours pour les lésions de la peau ou des cheveux et de deux mois pour les ongles.

Le préleveur (clinicien ou biologiste) doit connaître parfaitement la séméiologie des dermatophyties afin de réaliser le prélèvement approprié aux lésions observées.

Pour les teignes du cuir chevelu, le prélèvement sera précédé d'un examen sous lampe de Wood dans une pièce où l'obscurité est totale (Figure 24). Une fluorescence verte orientera le diagnostic vers une teigne tondante microsporique ou une teigne favique.

Enfin, le prélèvement s'accompagnera d'un interrogatoire du patient pour préciser son origine et son mode de vie (habitat, profession, loisirs, animaux de compagnie, ...), et rechercher d'éventuels facteurs favorisants (terrain, traitements médicamenteux, ...).



Figure 24 : Examen du cuir chevelu sous lampe de Wood.

## Le matériel

Le prélèvement des lésions dermatophytiques nécessite un matériel réduit (Figure 25) : curette de Brocq ou grattoir de Vidal, ciseaux, vaccinostyle et écouvillons. L'ensemble de ce matériel doit bien entendu être stérile.

Une pince à épiler sera par ailleurs nécessaire devant une folliculite, une teigne ou un sycosis. Ces deux dernières lésions pourront également être prélevées à l'aide d'un carré de moquette préalablement stérilisé.

Enfin, des boîtes de Pétri stériles en polystyrène, ou mieux en verre (moins d'électricité statique) seront utilisées pour recueillir les squames, fragments d'ongle, cheveux ou poils.

## Modalités du prélèvement

Chaque lésion doit être prélevée séparément avec du matériel stérile.

- ➔ Lésions cutanées : elles seront grattées avec une curette (Figure 26), un grattoir ou un scalpel mousse, en périphérie de la lésion (sur le bourrelet inflammatoire) sur laquelle on appliquera ensuite un écouvillon préalablement humidifié avec de l'eau distillée stérile.
- ➔ Folliculites et sycosis : les poils et les duvets seront prélevés à la pince à épiler, puis un écouvillon préalablement humidifié sera appliqué sur les lésions suintantes.
- ➔ Onyxis : dans les atteintes distales ou latérodistantes, la périphérie de l'ongle sera coupée à la pince ou aux ciseaux, et éliminée, puis on prélèvera avec une curette ou un vaccinostyle la zone unguéale pathologique, à la lisière de la partie saine et de la partie malade (où le dermatophyte est le plus actif). Le lit de l'ongle sera alors raclé pour recueillir la poudre. En cas de leuconychie, on grattera l'ongle à sa surface. L'étude histologique de l'ongle s'avère utile devant l'isolement d'une moisissure afin d'affirmer son caractère pathogène.
- ➔ Teignes : le prélèvement sera précédé par un examen du cuir chevelu sous lampe de Wood à la recherche d'une fluorescence verte qui orientera le diagnostic vers une teigne endo-ectothrix de type microsporique ou une teigne favique. Aucune fluorescence n'est observée dans les teignes endo-ectothrix de type microïde ou mégaspore, ni dans les teignes endothrix.

On prélèvera ensuite dans la zone d'alopecie les squames, les cheveux cassés et les croûtes avec une curette (Figure 27) et une pince à épiler. Un écouvillon préalablement humidifié avec de l'eau distillée stérile sera ensuite appliqué sur la plaque d'alopecie.



Figure 25 :  
Matériel nécessaire  
au prélèvement des  
dermatophytes.



Figure 26 :  
Prélèvement  
d'un intertrigo  
inter-orteils avec  
extension vers  
la plante du pied.



Figure 27 :  
Prélèvement  
d'un intertrigo  
inter-orteils avec  
extension vers  
la plante du pied.

Dans le cadre d'enquêtes épidémiologiques, on peut aussi utiliser un carré de moquette stérile (d'environ 3 cm de côté) qui sera appliqué sur le cuir chevelu.

→ Intertrigos : le prélèvement sera réalisé à la périphérie des lésions par grattage à la curette. Puis les bords de la lésion seront écouvillonnés.

## Examen direct

L'examen direct est indispensable compte tenu de la lenteur habituelle de croissance des dermatophytes et des difficultés d'interprétation en cas d'isolement de certaines moisissures habituellement saprophytes. Réalisé immédiatement après le prélèvement, il permettra d'apporter une réponse rapide au clinicien, en particulier en cas de parasitisme pileaire, et d'entreprendre un traitement approprié sans attendre les résultats des cultures.

## Technique

Pour sa réalisation, on déposera le produit pathologique sur une lame porte-objet dans une goutte de liquide éclaircissant (chloral-lactophénol, ou potasse à 10, 15 ou 20%) afin de digérer la kératine et faciliter la visualisation des éléments fongiques au microscope, objectif 20 ou 25 (Figure 28A). De même, l'utilisation du contraste de phase facilitera leur observation (Figure 28B).

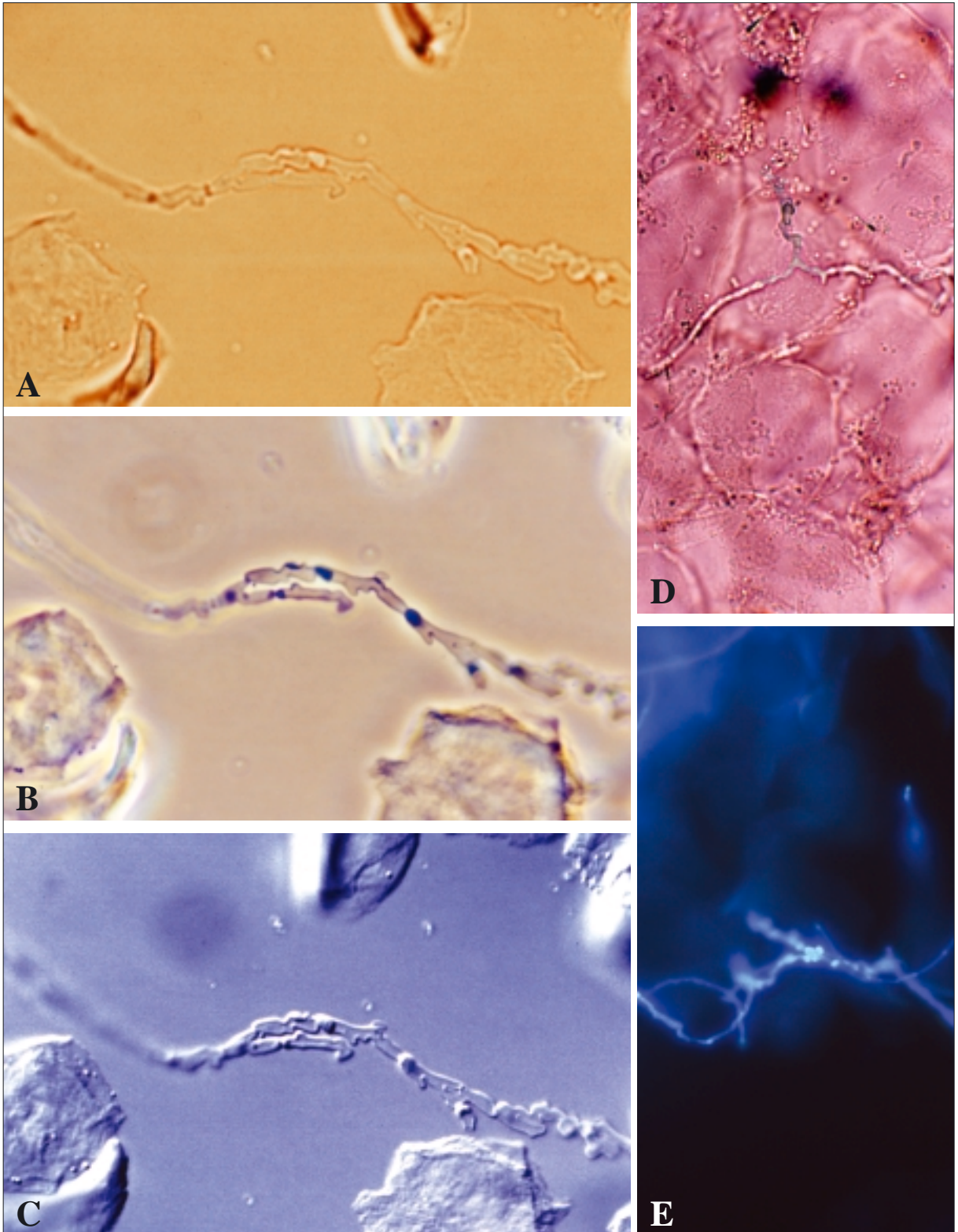
Des colorants (noir chlorazole, encre Parker® bleue ou noire) ou des fluorochromes dérivés du stilbène (Blankophor, Calcofluor, Uvitex 2B) qui se lient spontanément aux polysaccharides à liaisons β présents chez les champignons (et les végétaux), peuvent faciliter le repérage des éléments fongiques (Figure 28 C et D). Ils s'associent volontiers aux agents éclaircissants.

## Résultats

### Dans les squames ou les fragments d'ongle

On observera, pour les dermatophytes, la présence de filaments mycéliens hyalins, plus ou moins réguliers, septés, d'aspect en bois mort (Figure 25). La présence de levures bourgeonnantes signe une candidose (blastospores rondes ou ovales, avec parfois des filaments mycéliens ou des pseudofilaments), une trichosporonose (blastospores, arthrospores cylindriques et filaments mycéliens) ou une malasseziose (petites spores rondes regroupées en grappes de raisin sur de courts filaments).





**Figure 28 : Examen direct des squames et fragments d'ongles.**

Montage des squames dans du chloral-lactophérol et observation en lumière ordinaire (**A**), en contraste de phase (**B**) ou en interférentiel (**C**). Visualisation des éléments fongiques à l'aide de noir chlorazole (**D**) ou de calcofluor White (**E**, observation au microscope à fluorescence).

## Dans les cheveux ou les poils

Le développement des dermatophytes dans les cheveux ou les poils se traduit, à l'examen direct, par différents aspects.

### a. Le parasitisme endo-ectothrix

L'attaque du cheveu se traduit par la présence de quelques filaments mycéliens intrapilaires. Mais surtout, on observe autour du cheveu, la présence de spores (arthrospores résultant de la dissociation de filaments mycéliens) sur toute la longueur de la zone parasitée. En fonction de la taille de ces spores et de leur abondance, on distinguera trois types de parasitisme pileire endo-ectothrix.

- Le type microsporique : les spores qui mesurent environ 2 µm de diamètre sont très nombreuses et forment autour du cheveu (ou du poil) une gaine dense et épaisse (Figure 29A). En relation avec l'abondance des éléments fongiques à leur surface, les cheveux parasités sont fluorescents sous lampe de Wood. Ce type de parasitisme pileire s'observe exclusivement pour certaines espèces du genre *Microsporum* : *M. canis*, *M. audouinii*, et plus rarement *M. ferrugineum*.
- Le type microïde : la gaine de spores est lâche et les spores mesurent environ 2 µm de diamètre (Figure 29B). Les champignons en cause sont *T. mentagrophytes* et *T. erinacei*.
- Le type mégaspore : dans ce type de parasitisme pileire qui oriente le diagnostic vers *T. verrucosum* et *T. equinum*, la gaine de spores est continue, et les spores sont plus grosses, de 4 à 5 µm de diamètre (Figure 29C).

### b. Le parasitisme endothrix

Les filaments mycéliens envahissent le cheveu et se dissocient à maturité en arthrospores qui finissent par casser le cheveu (image classique en sac de noisettes, Figure 29D). Le cheveu cassé très court apparaît, à l'œil nu, comme un point noir au milieu des squames. Au microscope (objectif 20), il se réduit à l'image d'un petit fragment enroulé simulant un chiffre ou une lettre. Seules des espèces anthropophiles du genre *Trichophyton* (*T. tonsurans*, *T. violaceum*, *T. soudanense*, ...) produisent ce type de parasitisme pileire.

### c. Le parasitisme favique

Dans ce type de parasitisme pileire qui est spécifique de *T. schoenleinii*, les filaments mycéliens intrapilaires sont assez nombreux. Cependant, dans la partie distale du cheveu parasité, non cassé, les filaments mycéliens morts laissent dans le cheveu des galeries qui apparaîtront brunes à l'examen microscopique (Figure 29E).

NB : Le parasitisme des poils issu de sycosis ou de folliculites est moins typique, et il n'est pas toujours aisé de différencier le type microïde du type mégaspore. En outre, il faut signaler que certains dermatophytes n'attaquent jamais les cheveux ou les poils (*E. floccosum*, *T. mentagrophytes* var. *interdigitale*, *M. persicolor*).

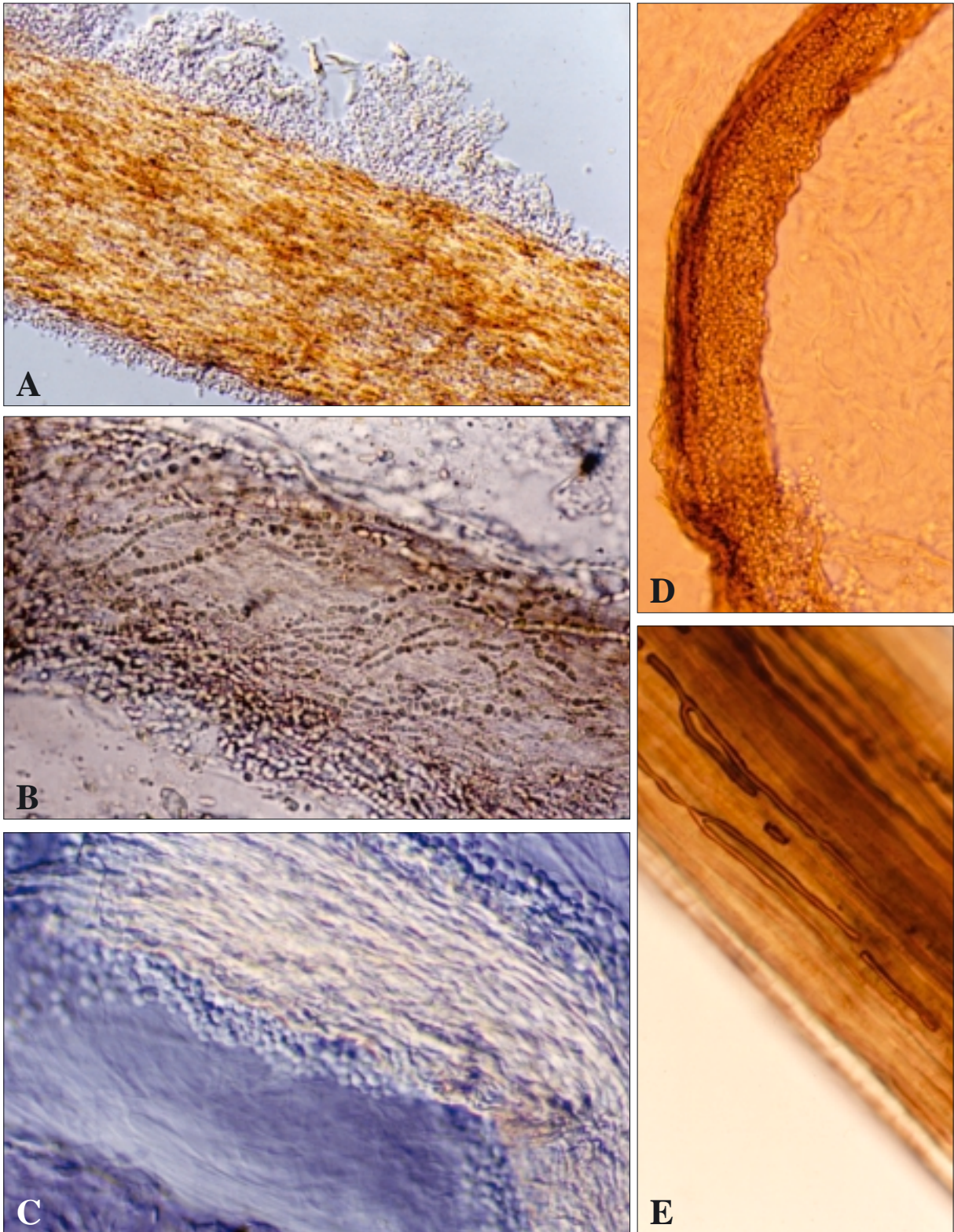


Figure 29 : Les différents types de parasitisme pileaire.

Type microsporique (A), microïde (B), mégaspore (C) endothrix (D) et favique (E).



## Cultures

### Milieux de culture et ensemencement

Le milieu de référence pour les dermatophytes est le milieu de Sabouraud additionné d'antibiotiques et de cycloheximide (Actidione®). Ce dernier inhibe la croissance de la plupart des moisissures et aide ainsi à l'isolement des dermatophytes.

Ce milieu de culture est commercialisé par différentes sociétés sous forme de géloses présentées en boîtes de Pétri ou en tubes. L'usage des boîtes de Pétri semble cependant préférable, au moins pour les primocultures. Leur manipulation est en effet plus aisée tant pour l'ensemencement que pour la réalisation des montages nécessaires à l'observation microscopique. Par ailleurs, elles permettent d'individualiser les points d'ensemencement, ce qui peut être extrêmement utile, compte tenu de la présence possible lors du prélèvement de spores de moisissures telluriques sur les téguments (Figure 30). Ces moisissures poussent, bien souvent, plus rapidement que les dermatophytes et pourraient donc masquer leur présence. Toutefois, si des géloses en tubes sont préférées, il conviendra de ne pas visser complètement les tubes, les dermatophytes étant aérobies.

Les cultures seront incubées à 20-25°C pendant au moins 3 semaines car certains dermatophytes comme *T. verrucosum* ont une croissance très lente. Elles seront examinées deux fois par semaine, car les aspects macroscopiques caractéristiques sont transitoires.

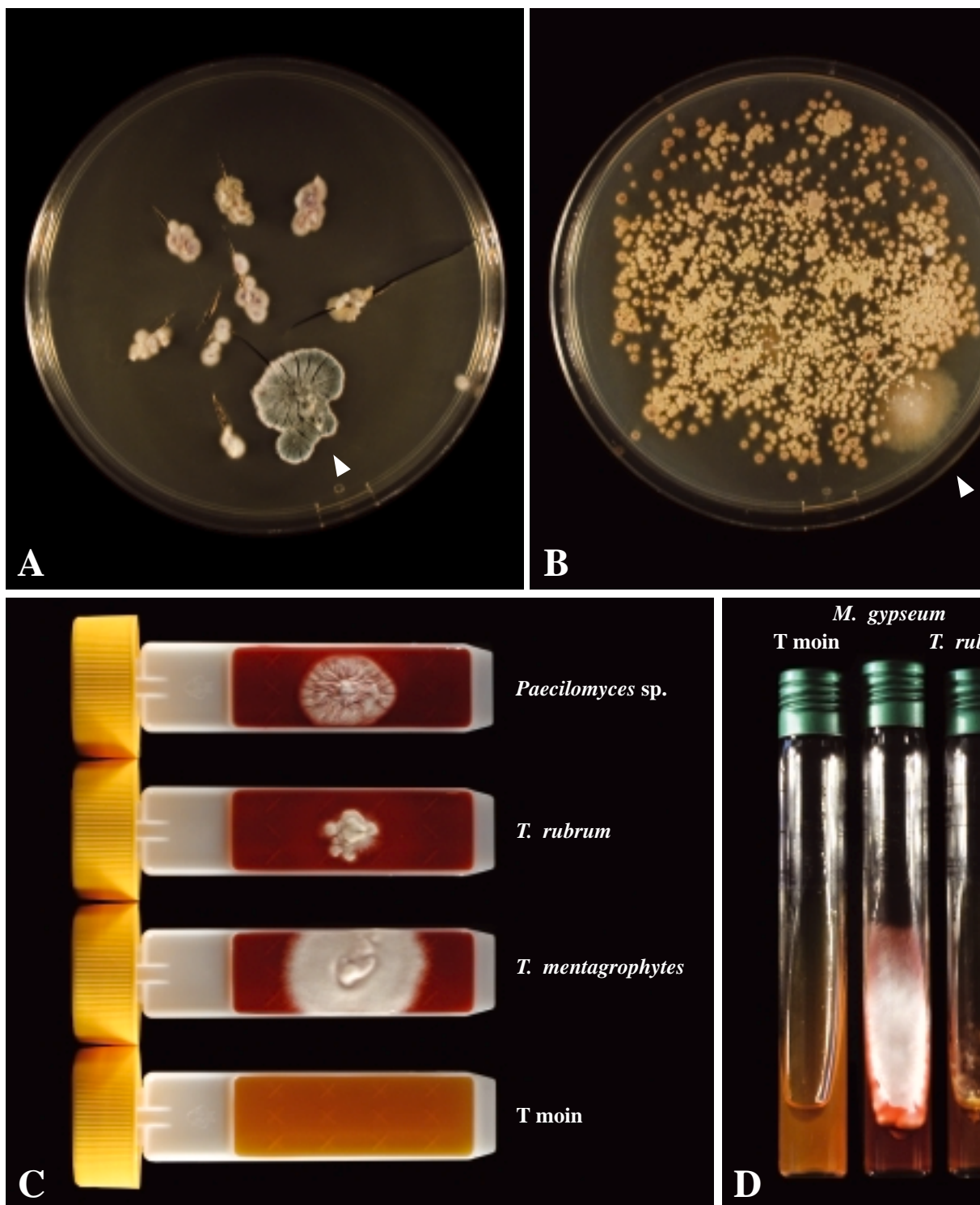
Par ailleurs, certains laboratoires proposent, pour l'ensemencement des prélèvements, le milieu de Taplin commercialisé en tubes ou sous forme de lames gélosées (Figure 30). Ce milieu contient un indicateur coloré, et la croissance des dermatophytes entraînerait son virage au rouge. Il faut cependant signaler que certaines moisissures, strictement non pathogènes dans notre contexte, peuvent également faire virer le milieu de culture.

### Démarche de l'identification au laboratoire

L'identification repose sur un ensemble de critères, notamment la vitesse de croissance, mais surtout sur les aspects macroscopique et microscopique des colonies sur la primoculture.

#### **a. Examen macroscopique des cultures**

L'examen macroscopique comporte l'analyse de la couleur des colonies (au recto et au verso), de leur forme (rondes, étoilées, ...), de leur relief (plates, plissées, ...), des caractéristiques de leur surface (duveteuse, poudreuse, granuleuse, glabre, ...), de leur consistance (molle, élastique, cartonnée, ...) et de leur taille (réduite ou au contraire étendue). On recherchera également la présence d'un pigment diffusant dans la gélose.



**Figure 30 : Milieux de culture.**

Cultures sur gélose de Sabouraud: **A**, ensemencement de la gélose par piqûres avec présence simultanée de colonies de *T. rubrum* et de *Penicillium* sp. **B**, prélèvement du cuir chevelu par la technique du carré de moquette montrant la présence simultanée de *T. soudanense* et de *M. audouinii* var. *langeronii*.

Cultures sur gélose de Taplin: **C**, Culture de *T. mentagrophytes*, *T. rubrum* et *Paecilomyces lilacinus* sur lames gélosées à côté d'une lame non ensemencée. **D**, Culture de *M. gypseum* et de *T. rubrum* en tubes à côté d'un tube non ensemencé.

## **b. Examen microscopique des cultures**

La culture en boîte de Pétri permet d'observer au microscope par transparence (objectif 10) les filaments mycéliens et de rechercher certains aspects particuliers (aspect en "fil de fer barbelé" chez *T. soudanense*, organes en "bois de cerf" chez *T. schoenleinii*).

Un montage entre lame et lamelle sera ensuite réalisé dans du bleu lactique, à l'aide de cellophane adhésive transparente (ou scotch), ou par dissociation d'un fragment de colonies au vaccinostyle. On étudiera :

- l'aspect des filaments mycéliens. Les dermatophytes sont des Septomycètes, les filaments mycéliens sont donc cloisonnés, de diamètre habituellement régulier, mais ils présentent parfois des dilatations successives (images en raquette),
- la présence de chlamydospores parfois disposées en chaînettes (filaments toruloïdes chez *T. verrucosum*, *T. violaceum* et *T. schoenleinii*), ou au contraire isolées et terminales (*M. audouinii*),
- l'abondance et la morphologie des microconidies (toujours unicellulaires, rondes ou piriformes, solitaires ou disposées en acladium, voire en buissons),
- la présence et la morphologie des macroconidies (toujours pluricellulaires et cloisonnées seulement transversalement, à paroi lisse chez les *Trichophyton*, ou rugueuse chez les *Microsporum*),
- et la présence d'autres éléments que l'on appelle ornements (**Figure 31**) :
  - excroissances triangulaires caractéristiques de *T. rubrum* (ébauches de macroconidies naissant latéralement sur les filaments, et de forme triangulaire, **Figure 31A**),
  - organes pectinés (en forme de peigne) chez *M. audouinii* et *T. schoenleinii* (**Figure 31B**),
  - vrilles chez *M. persicolor* et *T. mentagrophytes* (**Figure 31C**),
  - clous et chandeliers faviques (**Figure 31D**) de *T. schoenleinii*,
  - structures proliférantes de *T. erinacei* (observées surtout dans la profondeur de la gélose, **Figure 31E**),
  - et organes nodulaires de *T. schoenleinii* ou des souches dites "nodular" de *T. mentagrophytes*.

En cas de difficultés d'identification, il conviendra de repiquer l'isolat sur d'autres milieux.

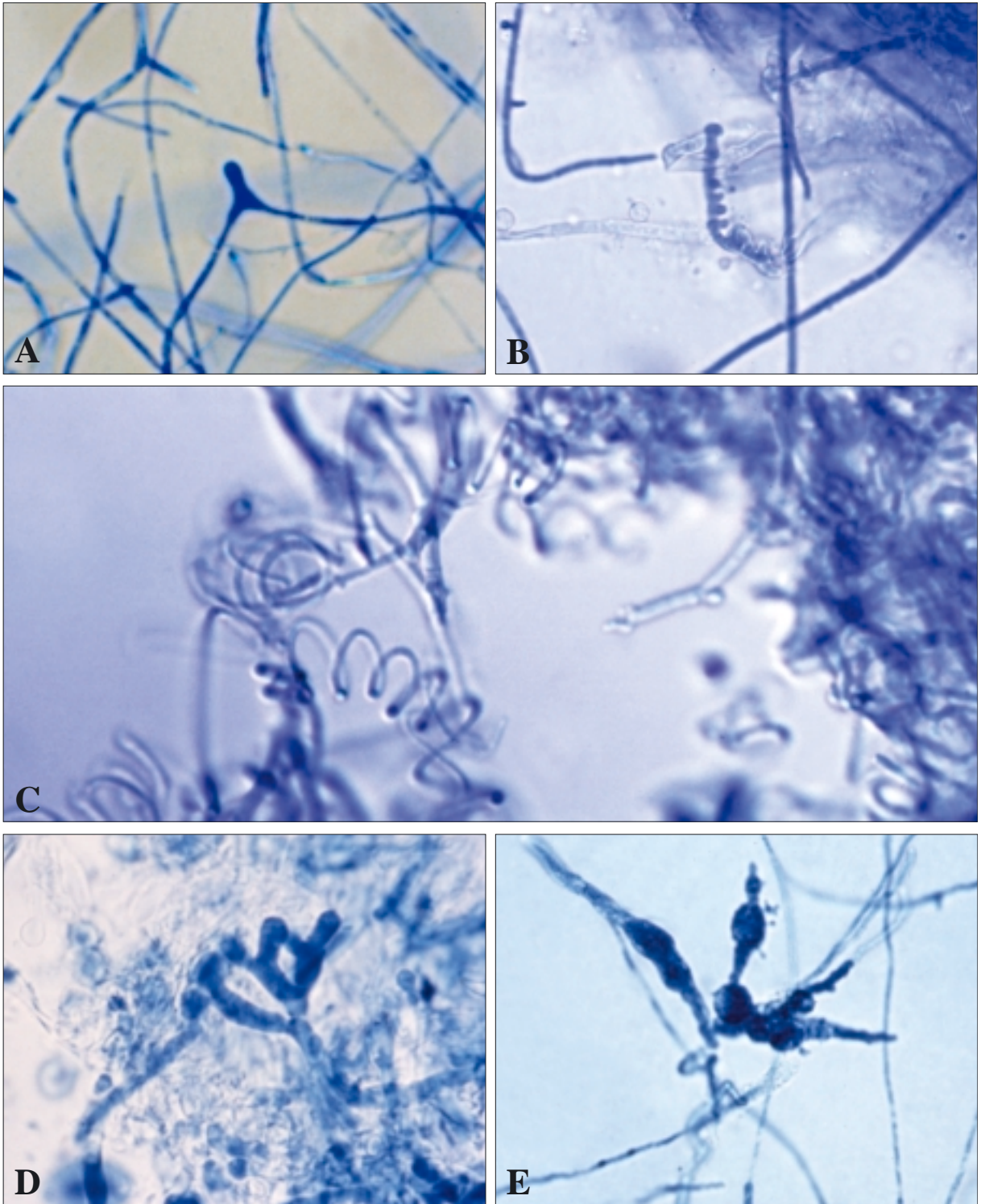


Figure 31 : Les ornementsations.

Excroissance triangulaire (A), organe pectiné (B), vville (C), chandelier favique (D) et structure proliférante (E).

### c. Milieux d'identification

Ils sont indispensables quand une souche reste stérile sur milieu de Sabouraud. Pour la plupart, ces milieux favorisent la sporulation et la production de pigment. A cet égard, le plus couramment utilisé en première intention est le milieu Lactrimel de Borelli (Figure 32A). D'autres permettent de différencier des espèces morphologiquement proches par le virage d'un indicateur coloré.

→ Milieu Lactrimel de Borelli :

Il stimule la sporulation des dermatophytes et la production de pigment (rouge ou violet pour *T. rubrum*, jaune-orangé pour *M. canis*).

→ D'autres milieux favorisent également la sporulation :

Le milieu PDA ou potato-dextrose-agar (Figure 32B), le milieu de Baxter et le milieu de Takashio (Sabouraud dilué) peuvent être utilisés en cas de suspicion de dermatophyte. De même, la gélose au malt et l'eau gélosée peuvent s'avérer utiles pour faire fructifier les moisissures.

→ Milieu peptoné à 3% (Sabouraud conservation) :

Il permet de différencier *M. persicolor* qui devient rose en 8 jours, de *T. mentagrophytes* qui reste blanc sur ce milieu (Figure 32C).

→ Milieu urée-indole ou gélose à l'urée de Christensen :

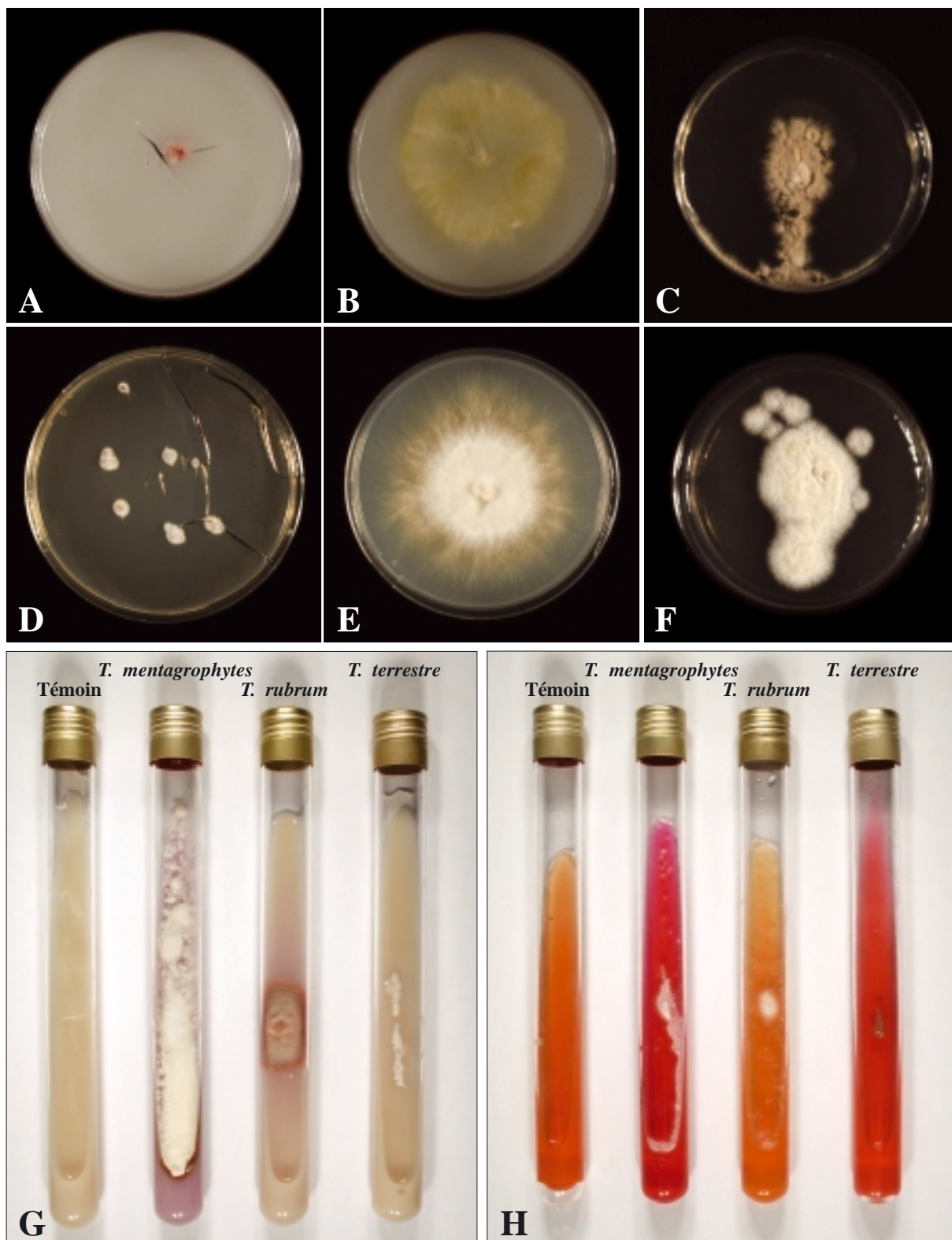
Ce milieu contient un indicateur de pH dont le virage traduit l'alcalinisation du milieu par suite de la décomposition de l'urée. Il permet de différencier les souches autochtones de *T. rubrum* qui sont uréase négatives de celles de *T. mentagrophytes* var. *interdigitale* qui sont uréase positives.

La technique consiste à ensemercer avec une oëse un fragment de la culture dans un tube d'urée-indole (Bio-Rad) ou d'urée de Christensen (Figure 32D). Le test est positif si le milieu de culture vire au rose fuchsia en 2 jours pour le milieu urée-indole, en 6 jours pour le milieu de Christensen.

→ Milieu au Bromocrésol pourpre (ou BCP caséine) :

La couleur de ce milieu initialement gris n'est pas modifiée pour *T. rubrum*, ni pour *M. persicolor*. Il vire par contre au bleu-violacé avec *T. mentagrophytes* var. *interdigitale* (Figure 32E). Par ailleurs, il contient de la caséine qui est hydrolysée en quelques jours par *T. verrucosum* et *T. violaceum* var. *glabrum*.





**Figure 32 : Milieux d'identification.**

Milieux d'identification.

Cultures de *T. rubrum* (A) et *M. canis* (B) sur géloses de Borelli, de *M. persicolor* (C) sur gélose peptonée. D à F: mêmes champignons sur gélose de Sabouraud.

Cultures sur gélose au bromocrésol pourpre (G) ou à l'urée (H) de *T. mentagrophytes*, *T. rubrum* et *T. terrestre* à côté d'une gélose non ensemencée.

→ Milieu Brain-Heart gélosé :

Ce milieu riche favorise, tout comme les géloses au sang, la croissance de *T. verrucosum*. Une incubation à 32°C est toutefois préférable pour cette espèce.

#### **d. Recherche des exigences nutritionnelles**

Certains dermatophytes exigent pour leur croissance la présence de vitamines. Ainsi, *T. verrucosum* nécessite la présence de thiamine. D'autres comme *T. tonsurans* ont un besoin partiel en vitamines. Pour rechercher ces exigences nutritionnelles, on comparera la croissance de la souche à l'étude sur milieu basal (absence de pousse ou croissance restreinte) et sur milieux additionnés de vitamine.

Toutefois, cette recherche des exigences nutritionnelles n'est que rarement réalisée, et uniquement dans des laboratoires spécialisés.

La démarche du diagnostic des dermatophyties est schématisée sur la figure 33, et les caractéristiques biologiques des principaux dermatophytes sont résumées dans le tableau 3 (page suivante).

## **Techniques complémentaires**

### **Recherche de la formation d'organes perforateurs in vitro**

Cette technique est utile pour différencier les souches autochtones de *T. rubrum* d'aspect duveteux (absence d'organes perforateurs) des souches pléomorphisées de *T. mentagrophytes* var. *interdigitale* (formation d'organes perforateurs en 8 à 15 jours).

Cette recherche peut être réalisée selon différentes modalités : dans la technique du CentraalBureau voor Schimmelcultures (CBS, Baarn, Pays-Bas), 10 ml environ d'eau distillée stérile sont déposés dans une petite boîte de Pétri stérile. Puis des fragments de cheveux préalablement stérilisés y sont déposés, ainsi qu'un fragment de la culture à l'étude.

Une variante consiste à déposer sur une gélose pauvre (eau gélosée à 2%) des cheveux stériles, puis des fragments de la culture à l'étude. Pour notre part, nous déposons directement les cheveux stériles en surface de la colonie.

Dans tous les cas, les cheveux sont prélevés 10 jours après, et examinés entre lame et lamelle dans une goutte de chloral-lactophénol ou de bleu lactique. Les organes perforateurs se présentent comme des encoches perpendiculaires à l'axe du cheveu ([Figure 34](#)).

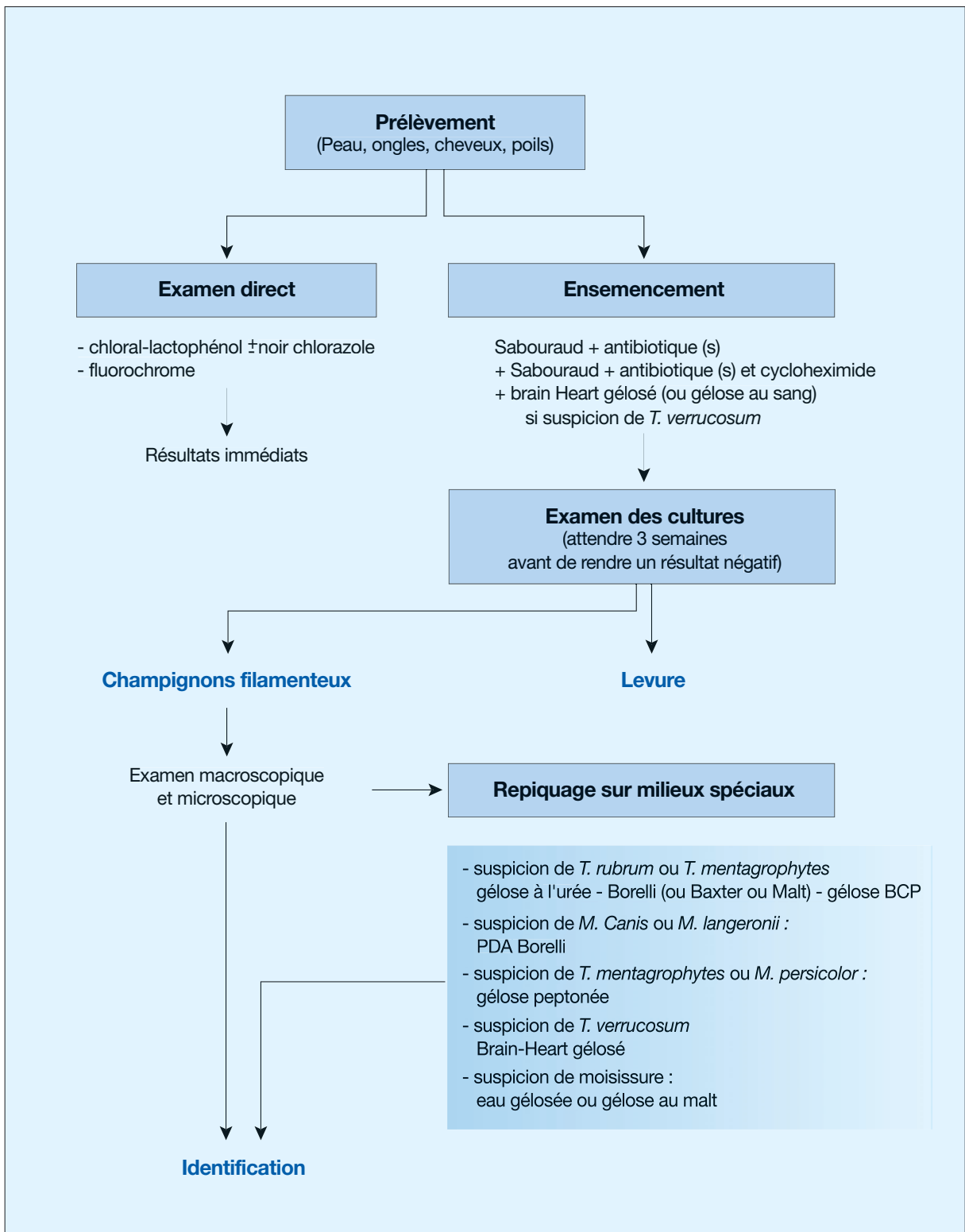


Figure 33 : Démarche diagnostique des dermatophytes.



**Tableau 3 : Caractéristiques biologiques des principaux dermatophytes - parasitisme pileaire et caractères cultureaux.**

Dermatophytes	Parasitisme pileaire	Caractères cultureaux	
		Vitesse de pousse	Aspect des colonies
<i>E. floccosum</i>	absence	rapide (5 à 6 jours)	poudreuses, jaunes verdâtre (pléomorphise rapidement)
<i>M. canis</i>	microsporique	rapide (5 à 6 jours)	duveteuses, blanches, (aspect étoilé) pigment jaune-orangé au verso
<i>M. gypseum</i>	favique ou endo-ectothrix	rapide (5 à 6 jours)	platreuses, beiges, puis chamois
<i>M. langeronii</i>	microsporique	lent (8 à 10 jours)	duveteuses, blanches à grises, verso beige saumoné
<i>M. persicolor</i>	absence	rapide (5 à 6 jours)	aspect de feutre, blanches à beiges, puis rosées, verso rose lilas
<i>T. mentagrophytes</i>	microïde pour la variété <i>mentagrophytes</i>	rapide (5 à 6 jours)	poudreuses, duveteuses blanc-crème, verso incolore ou brun rougeâtre
<i>T. rubrum</i>	très rare, endothrix ou endo-ectothrix	rapide (6 à 7 jours)	duveteuses, blanc-crème ou violacées, verso incolore ou brun
<i>T. schoenleinii</i>	favique	très lent (15 jours)	cireuses, jaunâtres, évoquant une morille
<i>T. soudanense</i>	endothrix	lent (10 à 15 jours)	glabres et plissées, aspect étoilé, couleur "abricot sec"
<i>T. tonsurans</i>	endothrix	lent (10 à 15 jours)	poudreuses ou veloutées, de consistance cartonnée, blanches à jaune soufre
<i>T. verrucosum</i>	mégaspore	très lent (3 semaines)	verruqueuses, blanc-crème, verso brun
<i>T. violaceum</i>	endothrix	lent (10 à 15 jours)	petites, bombées, glabres, violette (parfois blanches)

**Tableau 3 (suite) : Caractéristiques biologiques des principaux dermatophytes - morphologie microscopique.**

Dermatophytes	Micronidies	Macronidies	Particularités
<i>E. floccosum</i>	pas de microconidies	nombreuses, lisses (parfois échinulées) "en régime de bananes"	
<i>M. canis</i>	inconstantes, piriformes	en "quenouille" échinulées (parois et cloisons épaisses)	mycélium en raquette
<i>M. gypseum</i>	rare, piriformes	en "cocon", nombreuses, échinulées	
<i>M. langeronii</i>	piriformes	rare, déformées (paroi épaisse et échinulée)	chlamydo-spores, mycélium en raquette, organes pectinés
<i>M. persicolor</i>	nombreuses, arrondies en "bout d'allumette"	plus rare, lancéolées, finement échinulées (parois minces)	vrilles, filaments articulés à angle droit
<i>T. mentagrophytes</i>	nombreuses, arrondies, disposées en buissons	plus rare, en massue, lisses (parois minces)	vrilles, filaments articulés à angle droit
<i>T. rubrum</i>	inconstantes, piriformes, disposées en acladium	habituellement très rare, lisses, allongées (parois minces)	organes triangulaires
<i>T. schoenleinii</i>	absentes	absentes	chlamydo-spores, clous, chandeliers faviques
<i>T. soudanense</i>	exceptionnelles, piriformes	exceptionnelles, lisses	filaments rétrogrades ("fil de fer barbelé")
<i>T. tonsurans</i>	nombreuses, piriformes à base large	rare, lisses, allongées (parois minces)	chlamydo-spores
<i>T. verrucosum</i>	absentes	absentes	chlamydo-spores, filaments toruloïdes
<i>T. violaceum</i>	absentes	absentes	filaments toruloïdes

## Recherche des formes parfaites

### a. Principe

Les dermatophytes peuvent se reproduire de façon sexuée. Ce sont toutefois des espèces hétérothalliques, de sorte que la reproduction sexuée nécessite pour se produire la rencontre entre deux souches complémentaires. Ces deux souches sont indifférenciables sur le plan morphologique, et sont donc désignées + et -. En outre, chaque souche ne possède qu'une seule polarité + ou -. Pour obtenir une reproduction sexuée, il faudra donc confronter deux souches de même espèce, mais de polarité différente.

### b. Technique

La recherche des formes parfaites (ou détermination du type sexuel, *mating-type*) est réalisée sur un milieu pauvre comme le milieu de Takashio (Sabouraud dilué) ou le milieu de De Vroey à base de graines de *Guizotia abyssinica*. La reproduction sexuée a en effet pour finalité d'assurer la conservation du matériel génétique. Elle est donc stimulée par l'appauvrissement du milieu en éléments nutritifs.

Onensemencera dans une première boîte la souche à l'étude à côté d'une souche + de référence (d'*Arthroderma benhamiae*), et dans une autre boîte à côté d'une souche - de référence. Les cultures seront incubées pendant 4 à 6 semaines à 20-25°C.

Lorsque les deux souches sont complémentaires, il apparaît au point de rencontre des deux thalles des gymnothèces qui traduisent l'existence d'une reproduction sexuée chez la souche à l'étude.

Si la souche de référence utilisée est d'une espèce différente de celle de la souche à l'étude, les gymnothèces sont stériles. Si les deux souches appartiennent à la même espèce, les gymnothèces sont fertiles. Il s'agit alors d'une masse jaune d'or, sphérique, à contours mal délimités, qui renferme des asques globuleux à paroi fugace, contenant chacun 8 Ascospores.

## Examen anatomo-pathologique

L'examen anatomopathologique est rarement nécessaire pour affirmer le caractère pathogène d'un dermatophyte. Il peut cependant se justifier dans certaines onychomycoses, notamment distales, où les échecs des cultures sont fréquents (10 à 15% des onychomycoses), mais aussi devant l'isolement d'une moisissure. Il convient de prélever au niveau de la partie atteinte de l'ongle un fragment de 3 mm d'épaisseur qui sera inclus dans la paraffine. La colo-

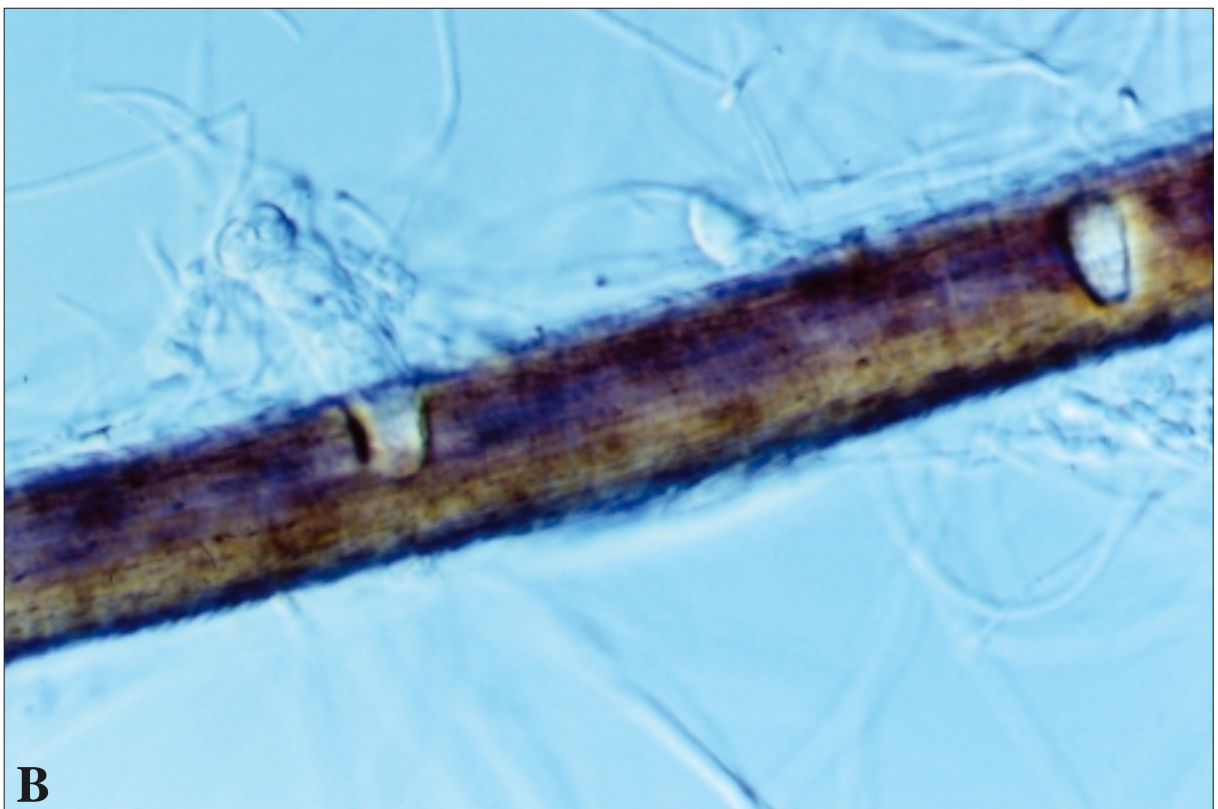
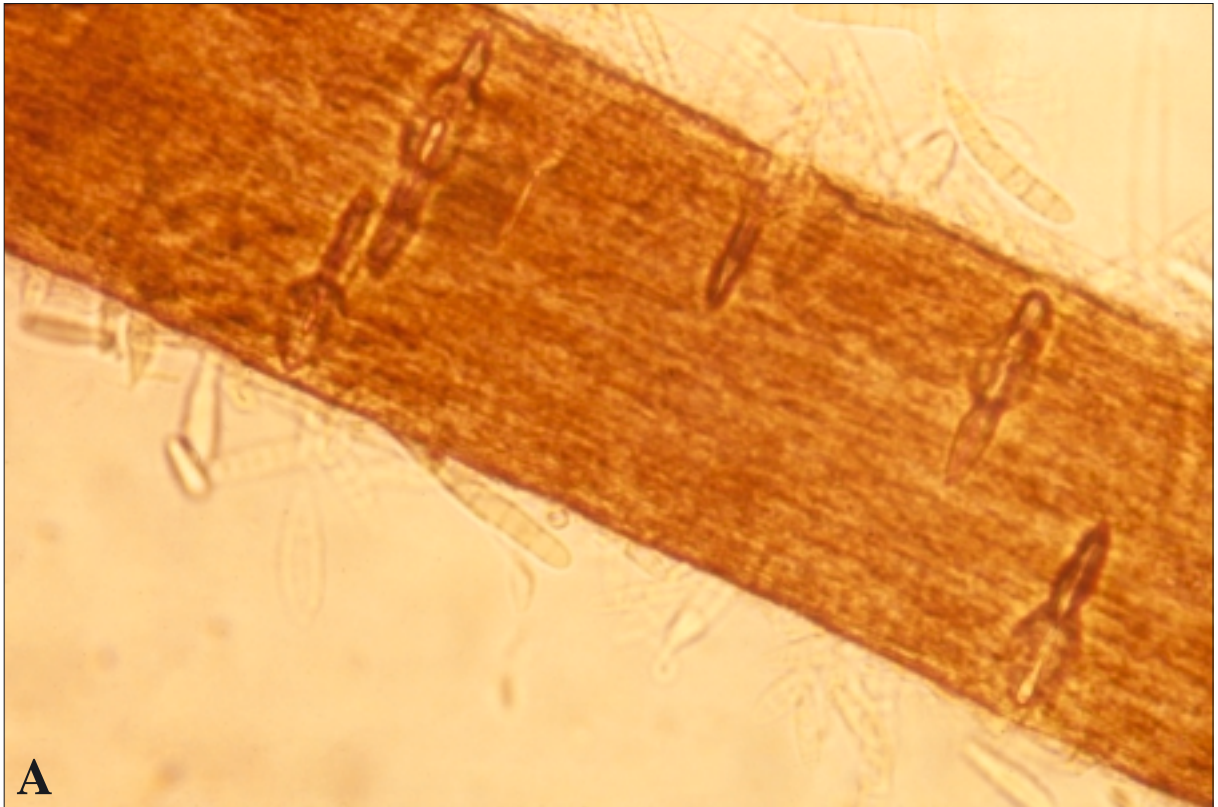


Figure 34 : Organes perforateurs in vitro.

A : *Trichophyton mentagrophytes* ; et B : *Microsporum canis*.

ration conseillée est l'acide periodique-Schiff (PAS). Cet examen permet de différencier les atteintes de la lame superficielle de l'ongle (leuconychie superficielle) des atteintes profondes, mais surtout d'affirmer le caractère pathogène du champignon devant la mise en évidence de filaments mycéliens dans le fragment d'ongle.

## Diagnostic différentiel mycologique

A partir de la peau et des phanères, on peut isoler en situation de parasitisme des espèces autres que les dermatophytes (décrites dans le Cahier Bioforma n°25 consacré aux moisissures d'intérêt médical). Ce sont :

- les pseudodermatophytes, *Scytalidium dimidiatum* et *Scytalidium hyalinum*, que l'on rencontre au niveau des ongles, mais aussi des paumes des mains ou des plantes des pieds,
- *Onychocola canadensis*, agent d'onychomycoses, principalement des pieds,
- et des moisissures cosmopolites occasionnellement responsables d'onychomycoses :
  - *Scopulariopsis brevicaulis*
  - certains *Aspergillus* (*A. versicolor*, ...)
  - des *Acremonium* (*A. strictum*, ...)
  - des *Fusarium* (*F. oxysporum*, ...)
  - des *Paecilomyces* (*P. lilacinus*, ...)

Ces espèces sont habituellement des saprophytes et sont souvent considérées comme des "contaminants" de laboratoire. Elles peuvent toutefois se comporter au niveau des ongles comme d'authentiques pathogènes. Ces infections surviennent préférentiellement après traumatisme de l'ongle et sont favorisées par des troubles trophiques des membres inférieurs chez les sujets âgés.

Toutefois, ces champignons peuvent aussi s'associer à un dermatophyte dans la genèse des lésions. Devant leur isolement au niveau d'un ongle, il conviendra donc de faire la preuve de leur pathogénicité, d'autant qu'ils peuvent y surinfecter une onychopathie dermatophytique. Leur rôle pathogène sera envisagé devant un examen direct (ou un examen anatomo-pathologique) positif, associé à leur isolement en culture pure. Un prélèvement de contrôle sera alors demandé pour confirmer leur implication dans l'onychopathie.

## Apport de la biologie moléculaire

Durant ces dernières années, les approches génomiques ont démontré leur intérêt pour résoudre certains problèmes taxinomiques. Concernant les dermatophytes, plusieurs méthodes d'analyse du génome ont été proposées :



- ➔ l'étude du polymorphisme de longueur des fragments de restriction enzymatique (RFLP, *restriction fragment length polymorphism*) de l'ADN mitochondrial,
- ➔ le séquençage du gène codant pour une enzyme impliquée dans la synthèse de la chitine (la chitine synthase),
- ➔ le séquençage de la région ITS (région transcrite, mais non traduite) de l'ADN codant pour l'ARN ribosomique,
- ➔ des techniques de PCR (*polymerase chain reaction*) permettant l'identification de *M. canis* et de *T. rubrum*,
- ➔ et une technique dérivée de la PCR, l'amplification aléatoire de fragments d'ADN polymorphes (RAPD, *random amplification of polymorphic DNA*).

Toutefois, les techniques de RFLP ou de séquençage sont complexes, consommatrices de temps. Par ailleurs, le séquençage de la région ITS, qui apparaît aujourd'hui comme la technique la plus performante, nécessite un appareillage onéreux. A l'inverse, la RAPD est simple et rapide. Par ailleurs, cette technique ne nécessite pas d'informations sur le génome des organismes étudiés. Elle est donc applicable à tous les microorganismes.

Contrairement aux techniques de PCR qui utilisent des couples d'amorces de 20 à 30 nucléotides chacune et des températures d'hybridation élevées (de l'ordre de 55°C), la RAPD repose sur l'utilisation d'une amorce unique, de séquence relativement courte (généralement 10 à 15 nucléotides), et d'une température d'hybridation relativement basse (de l'ordre de 35°C). Dans ces conditions, l'amorce va s'hybrider de manière peu spécifique avec différentes zones du génome du champignon. Il en résulte la formation de nombreux amplifiats qui seront ensuite séparés, en fonction de leur taille, par électrophorèse en gel d'agarose.

Différentes amorces RAPD ont ainsi été proposées pour l'identification des dermatophytes, notamment l'amorce (GACA)<sub>4</sub>. Elles génèrent des profils électrophorétiques différents d'une espèce à l'autre. La différenciation de certaines espèces telles que *M. canis* et *M. equinum*, ou *T. rubrum* et *T. tonsurans*, reste néanmoins difficile étant données leurs parentés étroites.

A l'heure actuelle, ces techniques réalisées encore essentiellement à des fins de recherche, restent l'apanage de laboratoires spécialisés. Le développement des techniques de biologie moléculaire auquel nous assistons depuis quelques années permet néanmoins d'envisager dans un avenir relativement proche leur utilisation en routine. Elles permettraient notamment de pallier les inconvénients des méthodes classiques de diagnostic des dermatophyties.

Il faut en effet rappeler que l'identification des dermatophytes repose principalement sur la

morphologie microscopique (taille et forme des macroconidies et des microconidies, présence d'ornementations, ...). Or, les caractéristiques morphologiques font bien souvent défaut sur les primocultures, imposant le repiquage sur des milieux plus propices à la pigmentation des colonies et à la sporulation. De même, des tests complémentaires comme la recherche de la formation d'organes perforateurs in vitro ou de l'hydrolyse de l'urée, à l'origine eux aussi d'une augmentation du délai de réponse, seront parfois nécessaires. Toutes ces caractéristiques phénotypiques sont fortement influencées par des facteurs extérieurs, notamment la composition du milieu de culture. Enfin, les milieux spécifiques permettant la recherche de ces caractères ne sont pas commercialisés pour la plupart, ce qui implique leur préparation au laboratoire, avec en corollaire les contrôles de pH, de stérilité et de performance imposés par le GBEA.

## Clé d'identification des dermatophytes

La clé d'identification proposée dans cet ouvrage a pour objectif de permettre une orientation diagnostique, à partir de l'observation macroscopique et microscopique d'une souche donnée. Elle repose sur un nombre limité de critères, les premiers étant la présence ou non de microconidies et de macroconidies à l'examen microscopique de la culture, et l'aspect lisse ou échinulé des macroconidies éventuellement présentes. Une même espèce pourra donc, selon les souches, être retrouvée plusieurs fois au cours de cette clé. En outre, l'orientation diagnostique fournie par cette clé devra être confirmée en se reportant aux fiches diagnostiques qui suivent.

Il convient également de rappeler que le diagnostic in fine est le résultat de la confrontation des différents arguments, épidémiologiques, cliniques et morphologiques.

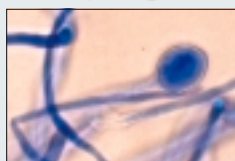
### **Filaments septés, fins et réguliers, hyalins**

- 1. Absence de macroconidies et de microconidies
- 2. Présence exclusive de macroconidies
- 3. Présence exclusive de microconidies
- 4. Présence de macroconidies et de microconidies
  - 4.1. macroconidies à paroi lisse
  - 4.2. macroconidies à paroi échinulée

# 1. Absence de macroconidies et de microconidies

Croissance rapide  
et extensive

*M. audouinii*  
(chlamydozoïdes)



Croissance lente,  
plutôt restrictive

Colonies violettes

*T. violaceum*  
(filaments irréguliers)



Colonies jaunes à rouille

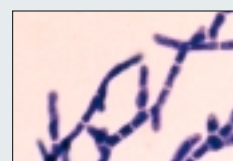
Filaments  
en tiges de bambou

*M. ferrugineum*



Filaments  
en "fil de fer barbelé"

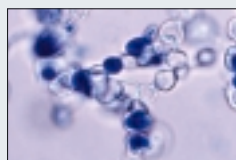
*T. soudanense*



Colonies blanc-crème

Filaments toruloïdes

*T. verrucosum*



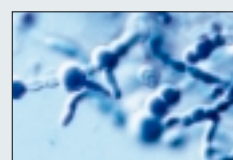
Clous et chandeliers faviges

*T. schoenleinii*

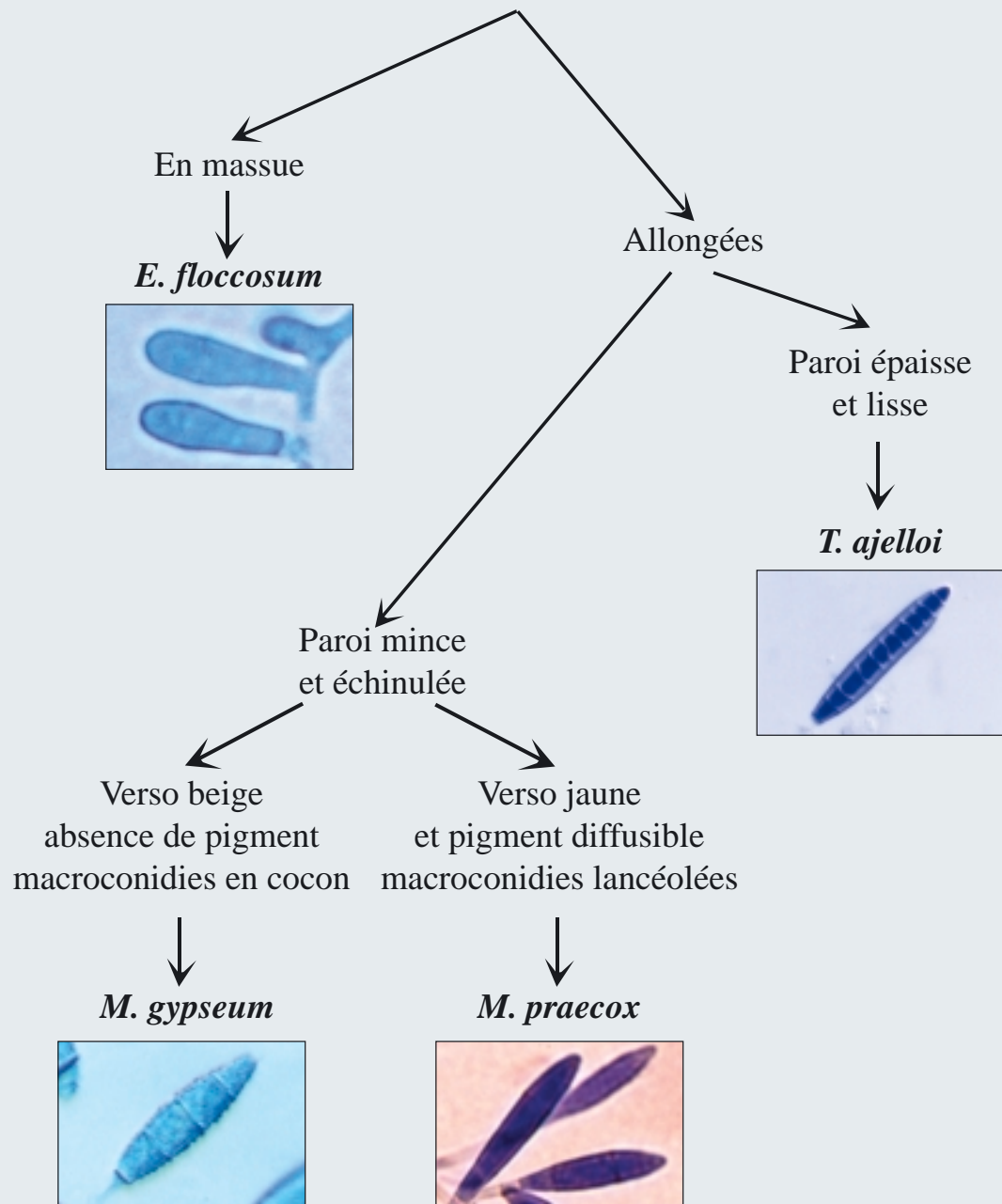


Filaments irréguliers

*T. violaceum*  
var. *glabrum*

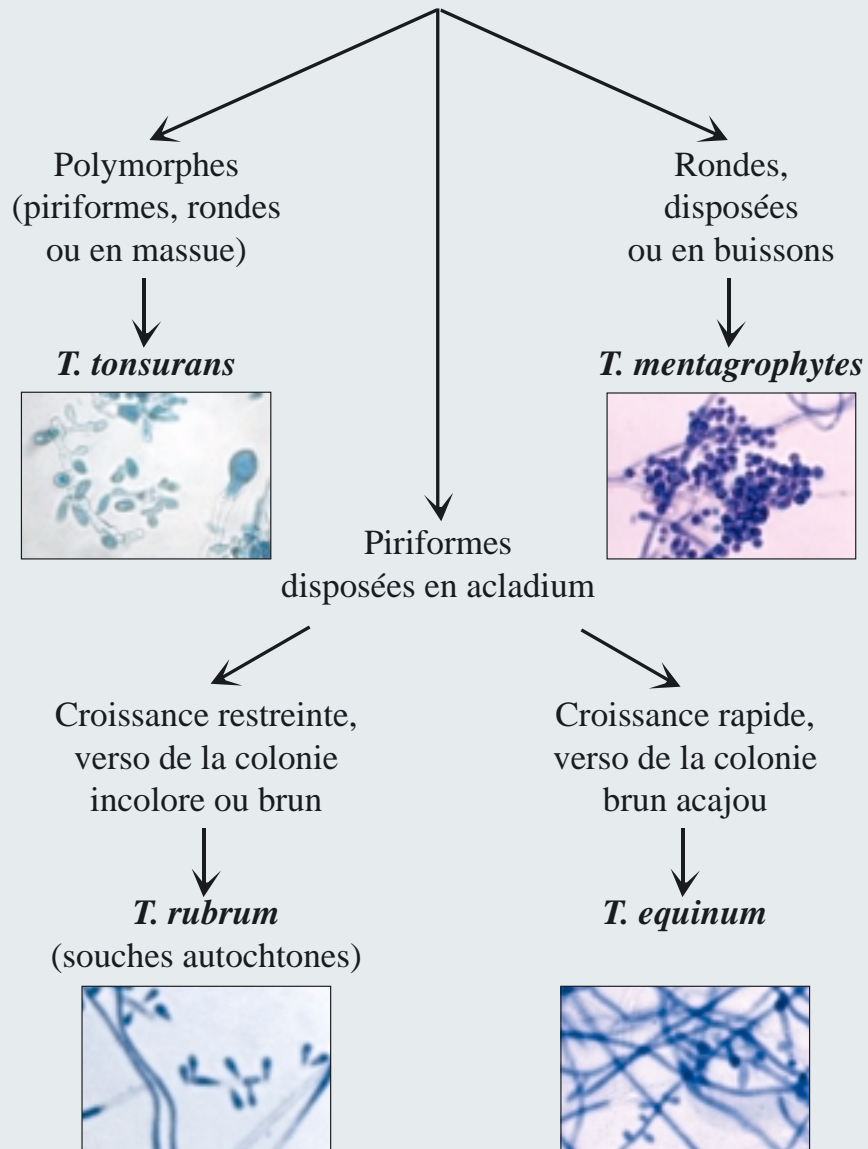


## 2. Présence exclusive de macroconidies



\* Plus rarement, la présence exclusive de macroconidies peut être observée pour certaines souches de *M. audouinii* et de *M. canis*.

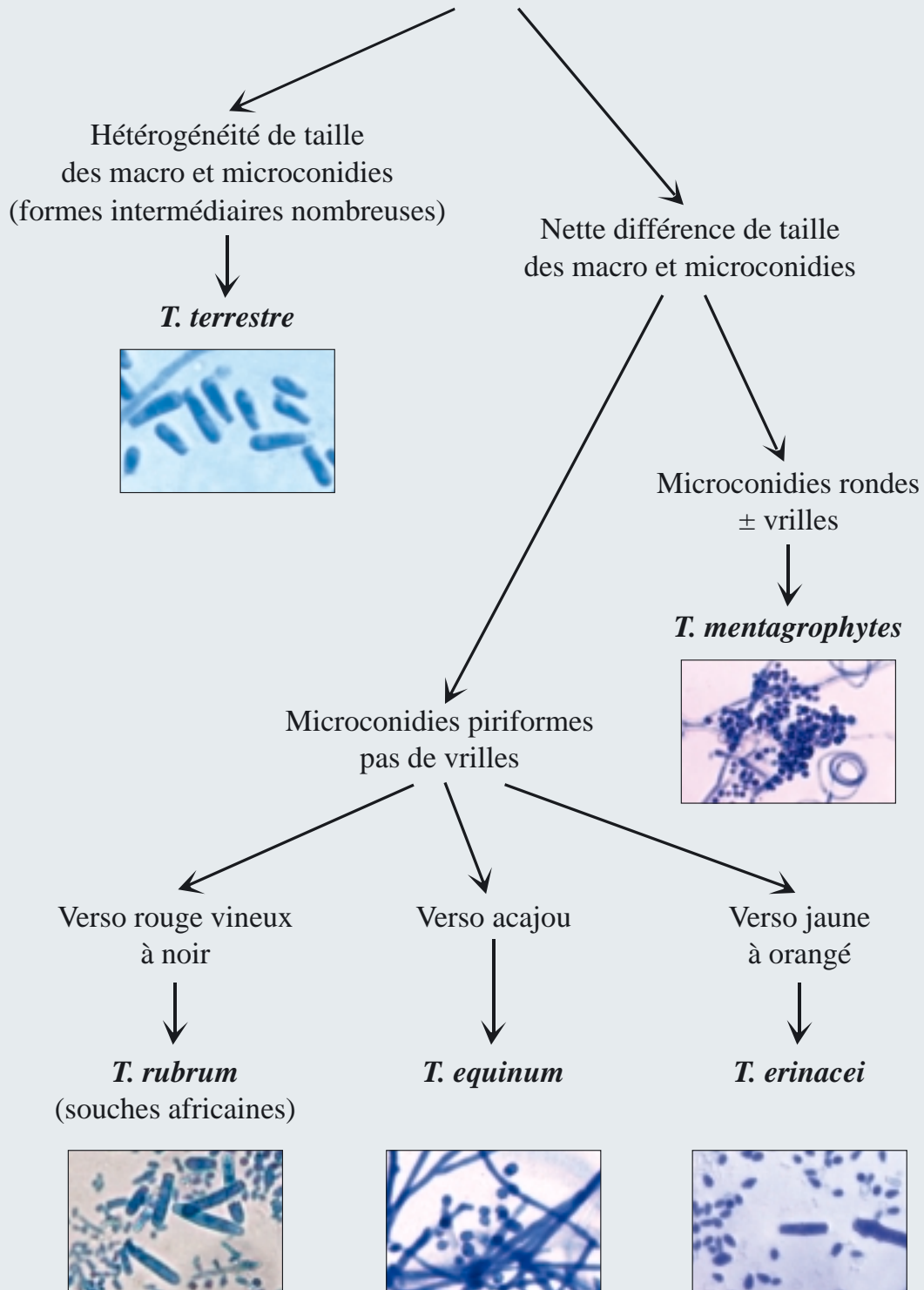
### 3. Présence exclusive de microconidies



\* Plus rarement, la présence exclusive de microconidies peut aussi être observée pour certaines souches de *M. audouinii*, de *M. persicolor*, de *T. erinacei* et de *T. soudanense*.

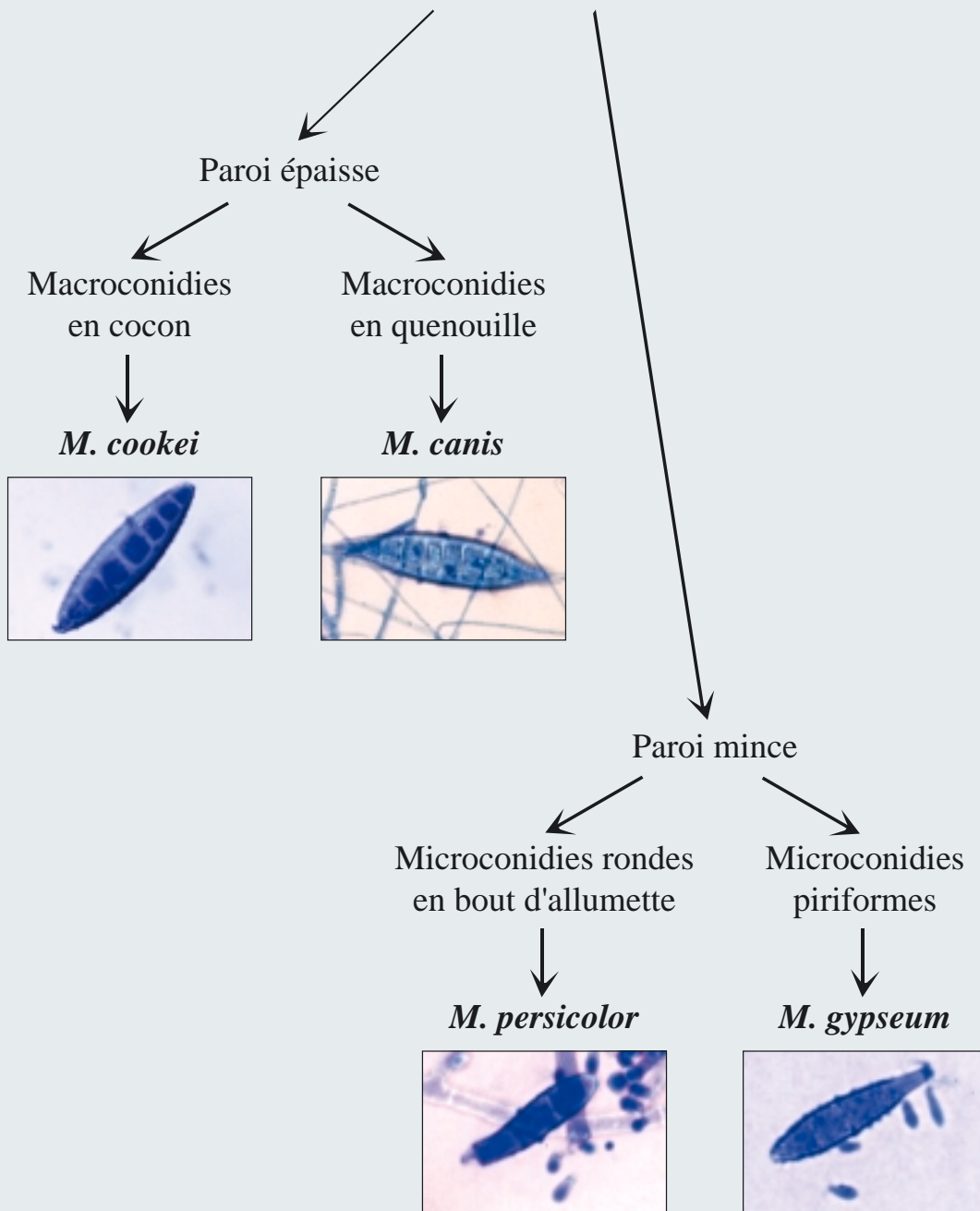


#### 4.1. Présence de macroconidies lisses et de microconidies



\* Plus rarement, la présence simultanée de macroconidies lisses et de microconidies peut être observée pour certaines souches de *T. tonsurans*.

## 4.2. Présence de macroconidies échinulées et de microconidies



\* Plus rarement, la présence simultanée de macroconidies échinulées et de microconidies peut être observée pour certaines souches de *M. audouinii*.

# SYNTHÈSE

## Fiches diagnostiques



1. <i>Epidermophyton floccosum</i> .....	74
2. <i>Microsporum audouinii</i> var. <i>langeronii</i> .....	76
3. <i>Microsporum canis</i> .....	78
4. <i>Microsporum cookei</i> .....	82
5. <i>Microsporum ferrugineum</i> .....	84
6. <i>Microsporum gypseum</i> .....	86
7. <i>Microsporum persicolor</i> .....	88
8. <i>Microsporum praecox</i> .....	90
9. <i>Trichophyton ajelloi</i> .....	92
10. <i>Trichophyton equinum</i> .....	94
11. <i>Trichophyton erinacei</i> .....	96
12. <i>Trichophyton mentagrophytes</i> .....	98
13. <i>Trichophyton rubrum</i> .....	102
14. <i>Trichophyton schoenleinii</i> .....	106
15. <i>Trichophyton soudanense</i> .....	110
16. <i>Trichophyton terrestre</i> .....	114
17. <i>Trichophyton tonsurans</i> .....	116
18. <i>Trichophyton verrucosum</i> .....	118
19. <i>Trichophyton violaceum</i> .....	120

# ***Epidermophyton floccosum***

(Harz) Langeron et Milochevitch (1930)

---

## **Epidémiologie et clinique**

Il s'agit d'un dermatophyte cosmopolite anthropophile, la contamination s'effectuant directement par le porteur de lésion ou indirectement par le biais de la marche sur un sol souillé (salle de bain familiale, douches, salles de sport, piscines).

*E. floccosum* est à l'origine d'épidermophyties circinées et d'intertrigos (interorteils, inguinaux, axillaires), plus exceptionnellement d'onyxis. Il n'y a jamais d'atteinte des poils ou du cuir chevelu.

## **Examen direct**

- Absence de parasitisme pileaire.
- A partir des squames : présence de filaments mycéliens.

## **Caractères culturaux**

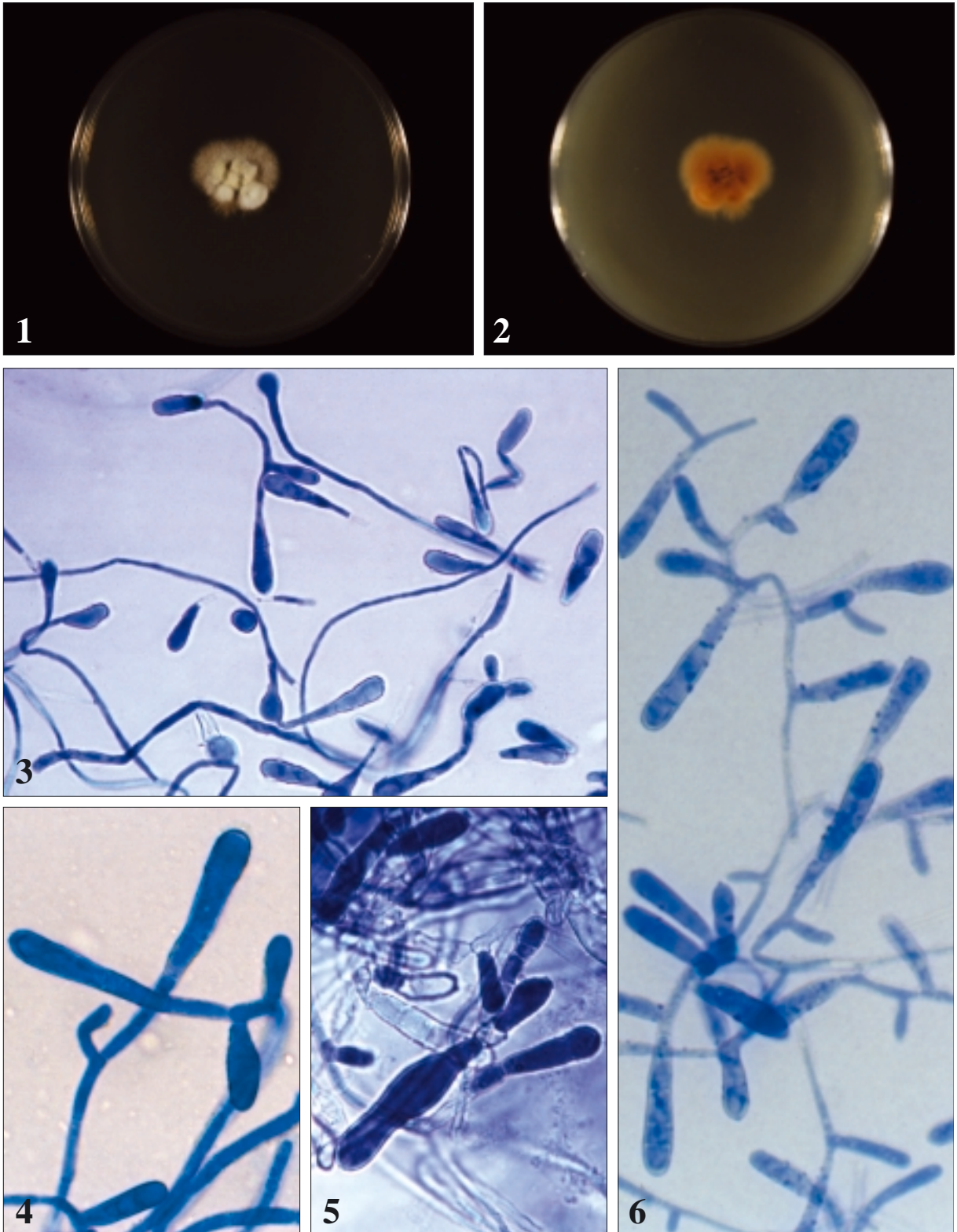
La croissance est rapide : les colonies apparaissent vers le 5ème jour, et sont caractéristiques vers le 12ème jour. Elles se présentent comme un disque étoilé finement duveteux ou poudreux, au ras de la gélose. Le recto est de couleur jaune kaki ou vert olive, et le verso chamois. En vieillissant, les colonies deviennent plissées et verruqueuses, et des zones de pléomorphisme peuvent se voir.

## **Morphologie microscopique**

- Les filaments mycéliens, fins et réguliers, cloisonnés, se vésiculisent et forment rapidement des chlamydospores.
- On note l'absence de microconidies et la présence de nombreuses macroconidies en forme de massue, lisses ou échinulées, comportant 2 à 5 logettes. Elles mesurent de 20 à 35 µm de long sur 6 à 8 µm de large, et sont souvent groupées en bouquets, avec un aspect en "régime de bananes".

## **Commentaire**

Autrefois assez fréquent, il est devenu rare aujourd'hui, puisqu'il représente moins de 5% des isollements de dermatophytes. Il se distingue des autres dermatophytes par sa croissance rapide, la couleur jaune kaki de ses colonies et l'absence de microconidies.



***Epidermophyton floccosum* :**

Culture sur gélose de Sabouraud âgée de 10 jours (1 et 2).

Microscopiquement, on observe seulement des macroconidies, en forme de massue et groupées en "régime de bananes", lisses (3, objectif 20; 4, objectif 40) ou échinulées (6, objectif 40). Rapidement, se forment des chlamydospores (3 et 5, objectif 40).

# ***Microsporum audouinii* var. *langeronii***

Vanbreuseghem (1950)

---

## **Epidémiologie et clinique**

Dermatophyte anthropophile originaire d'Afrique Noire, *M. audouinii* var. *langeronii* est avec *T. sudanense* l'une des deux principales espèces isolées de teignes du cuir chevelu en France.

Il est à l'origine de teignes tondantes microsporiques chez l'enfant et la femme, mais aussi d'épidermophyties circinées peu inflammatoires.

L'examen du cuir chevelu sous lampe de Wood est positif.

## **Examen direct**

- A partir des cheveux : parasitisme pileaire endo-ectothrix de type microsporique.
- A partir des squames : présence de filaments mycéliens.

## **Caractères cultureux**

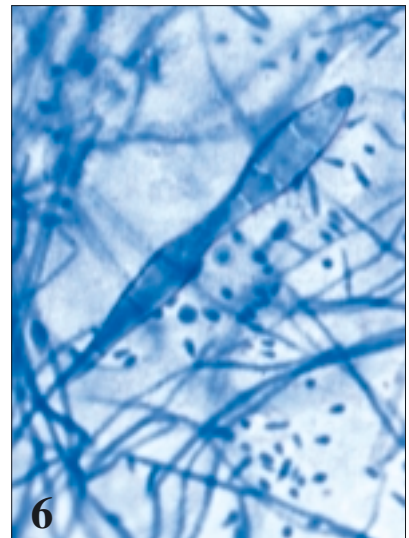
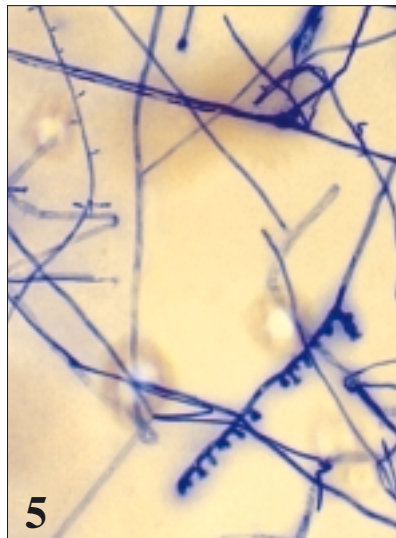
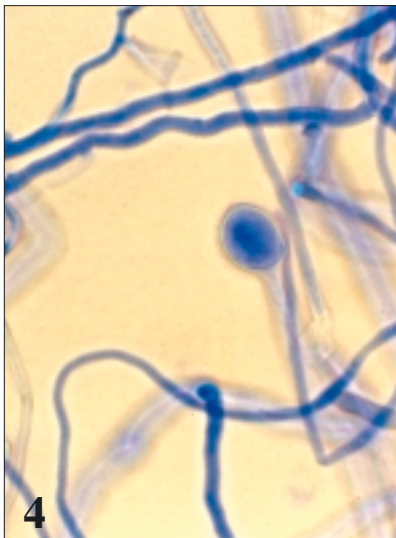
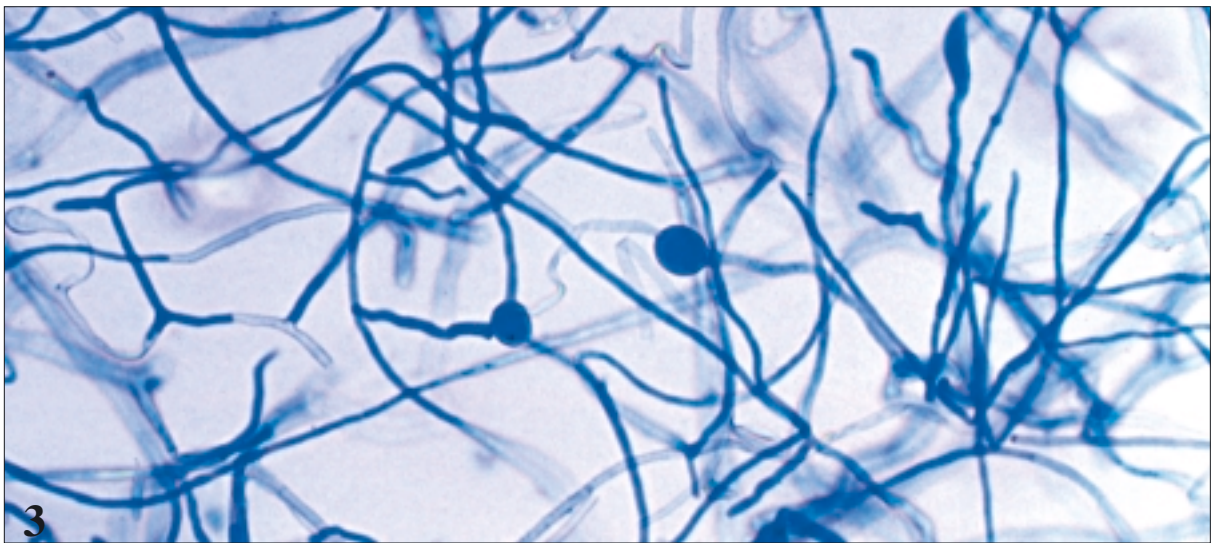
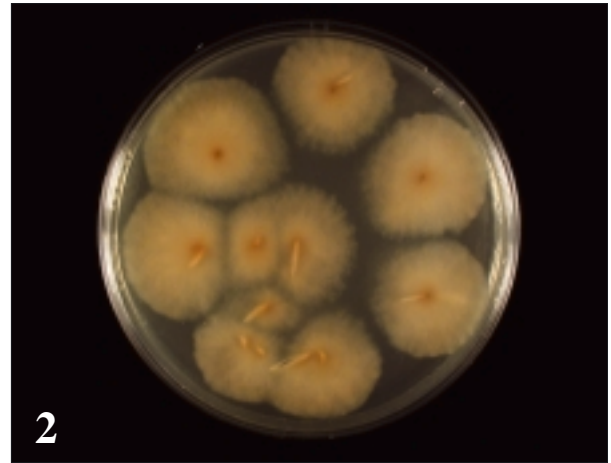
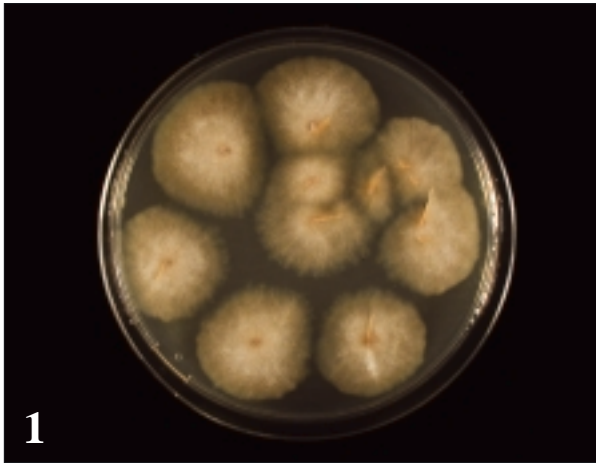
La croissance est modérément rapide : les colonies apparaissent vers le 8ème jour, et sont caractéristiques vers le 15ème jour. Les colonies, finement duveteuses ou parfois légèrement poudreuses, s'étalent en surface de la gélose. Blanchâtres ou grisâtres au recto, elles sont beige à saumon au verso. En vieillissant, elles acquièrent une texture plus épaisse et présentent des plis radiés secondaires.

## **Morphologie microscopique**

Les filaments mycéliens, cloisonnés, sont assez épais et présentent parfois des dilatations (mycélium en raquette), des chlamydospores intercalaires ou terminales, et des organes pectinés. Certaines souches produisent des microconidies piriformes souvent nombreuses et parfois des macroconidies comparables à celles de *M. canis*, mais déformées (aspect en bissac avec étranglement au centre).

## **Commentaire**

Très contagieuses, les teignes à *M. audouinii* var. *langeronii* nécessitent l'éviction scolaire jusqu'à la guérison mycologique (examen direct de contrôle négatif). Par ailleurs, il est souvent nécessaire de repiquer la souche isolée sur milieu PDA, sur gélose au malt ou sur gélose Lactrimel de Borelli, pour obtenir le pigment au verso et les fructifications.



***Microsporum audouinii* var. *langeronii* :**

Culture sur gélose de Sabouraud âgée de 10 jours (1 et 2).

Habituellement stérile, *M. audouinii* se caractérise par des chlamydospores intercalaires ou terminales (3 et 4, objectif 40). On observe parfois des organes pectinés (5, objectif 20), et des microconidies piriformes (5), plus rarement des macroconidies en bissac (6, objectif 40).

# ***Microsporium canis***

Bodin (1902)

---

## **Epidémiologie et clinique**

C'est un dermatophyte cosmopolite et zoophile. Le chat, souvent porteur asymptomatique, est le principal agent contaminateur. D'autres animaux domestiques (chien, hamster, ...) peuvent cependant être incriminés dans la transmission à l'homme. La transmission interhumaine est exceptionnelle.

Chez l'enfant, *M. canis* est à l'origine de teignes tondantes à grandes plaques, plus ou moins inflammatoires, ou d'épidermophyties circinées, souvent multiples et inflammatoires, siégeant au niveau du visage et des parties découvertes du corps.

Chez l'adulte, il détermine essentiellement des épidermophyties circinées de la peau glabre, plus rarement des folliculites du tronc ou des sycosis chez l'homme et des teignes inflammatoires chez la femme.

Il n'y a pas d'intertrigo ni d'onxyxis, et l'examen du cuir chevelu sous lampe de Wood est positif.

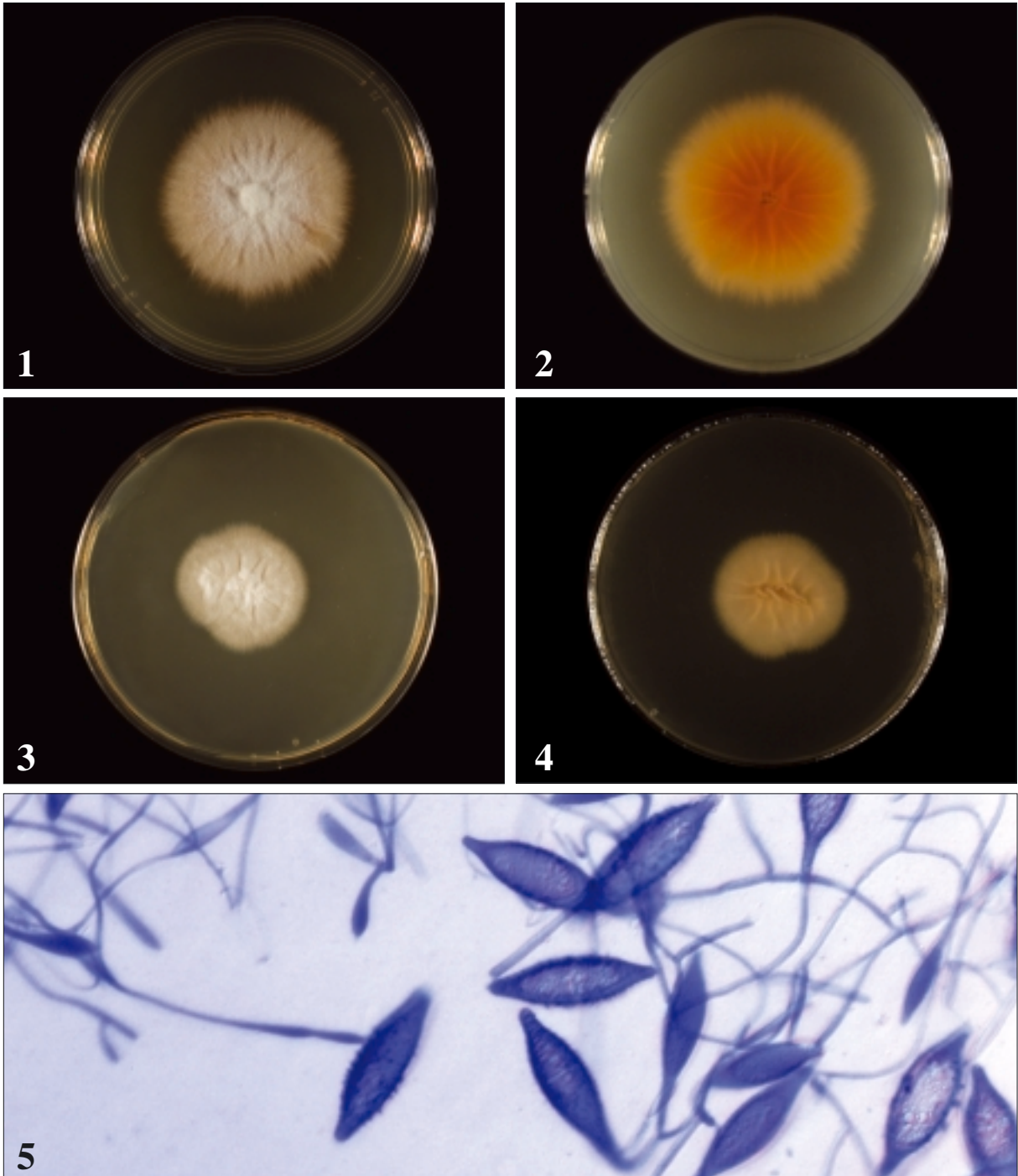
## **Examen direct**

- A partir des cheveux ou poils : parasitisme pileire endo-ectothrix de type microsporique.
- A partir des squames : présence de filaments mycéliens.

## **Caractères culturels**

- La croissance est rapide : les colonies apparaissent en 4 à 5 jours, et sont caractéristiques vers le 10<sup>ème</sup> jour.
- La culture se présente initialement sous la forme de petites colonies d'aspect étoilé, constituées de filaments mycéliens immergés dans la gélose, et centrées d'une petite touffe de duvet (aspect classique de fine étoile d'amiante). A maturité, les colonies sont duveteuses ou laineuses, à bord frangé. Blanches au recto, elles sont jaune-orangé ou chamois au verso.

Toutefois, certaines souches ne produisent pas de pigment, et leurs colonies restent blanches. Enfin, certaines souches qualifiées de "dysgoniques" rayonnent aussi en profondeur de la gélose.



***Microsporum canis* :**

Cultures sur géloses de Sabouraud âgées de 10 jours (1 à 4). Le verso est habituellement jaune-orangé (2), mais certaines colonies restent blanches avec un verso incolore (4). Microscopiquement, on observe habituellement de nombreuses macroconidies, de grande taille, en forme de quenouille (5, objectif 20).

## Morphologie microscopique

- Les filaments mycéliens, cloisonnés, sont habituellement fins et réguliers, mais le mycélium en raquette est fréquent.
- Les macroconidies, à paroi échinulée, sont observées principalement au centre des colonies. Elles sont en forme de fuseaux avec des extrémités pointues (forme typique de quenouille) et présentent une paroi et des cloisons épaisses. Elles comportent 6 à 12 logettes et mesurent 40 à 100 µm de long sur 12 à 25 µm de large.

Les microconidies, piriformes, sont inconstantes.

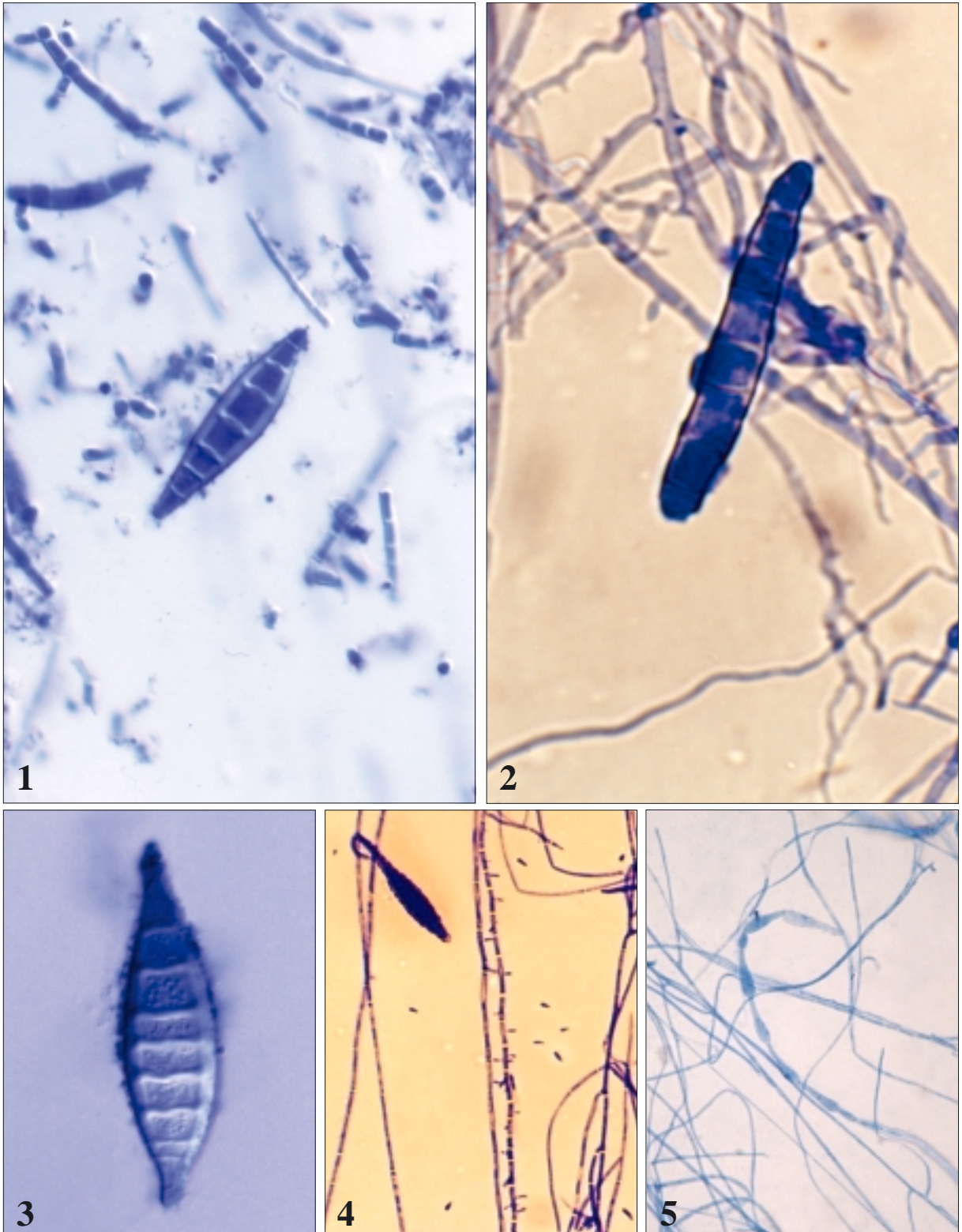
Les souches "dysgoniques" ne montrent habituellement aucune sporulation. Néanmoins, certaines souches produisent de rares macroconidies échinulées, mais déformées, boudinées, dont la largeur est à peine plus grande que celle des filaments qui les portent.

## Commentaire

Compte tenu de l'augmentation du nombre des animaux de compagnie et des contacts souvent rapprochés avec les chats, la fréquence des dermatophyties à *M. canis* est en augmentation.

Toutes les souches isolées ne sont pas typiques : souches non pigmentées, souches "dysgoniques". Il convient de les repiquer sur milieu Lactrimel de Borelli notamment, pour observer le pigment jaune et les macroconidies en fuseau.





***Microsporum canis* :**

Les macroconidies présentent une forme en quenouille (1, objectif 40 et 3, objectif 100). Toutefois, certaines souches dysgoniques produisent de rares macroconidies déformées, boudinées (2, objectif 100). Enfin, des microconidies piriformes peuvent se voir (4, objectif 20), de même que du mycélium en raquette (5, objectif 20).

# ***Microsporium cookei***

Ajello (1959)

---

## **Epidémiologie et clinique**

C'est un dermatophyte tellurique, cosmopolite, isolé du pelage d'animaux sauvages (rongeurs) ou familiers (chiens, chats, ...).

Il est exceptionnellement pathogène, et reste avant tout un saprophyte ou un commensal du pelage de ces animaux. Chez l'homme, il est exceptionnellement responsable d'épidermophyties circinées.

## **Examen direct**

- Absence de parasitisme pileaire.
- A partir des squames : présence de filaments mycéliens.

## **Caractères cultureux**

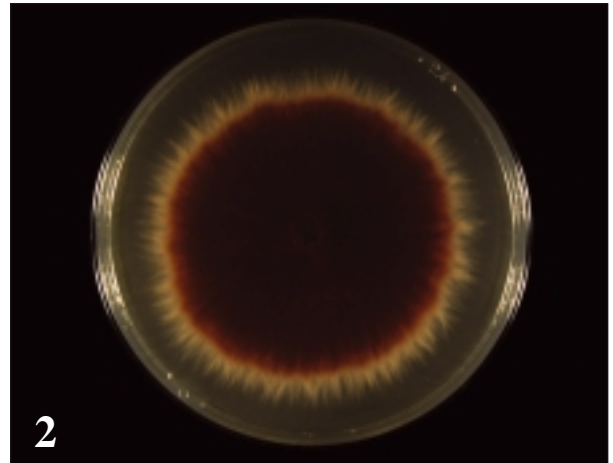
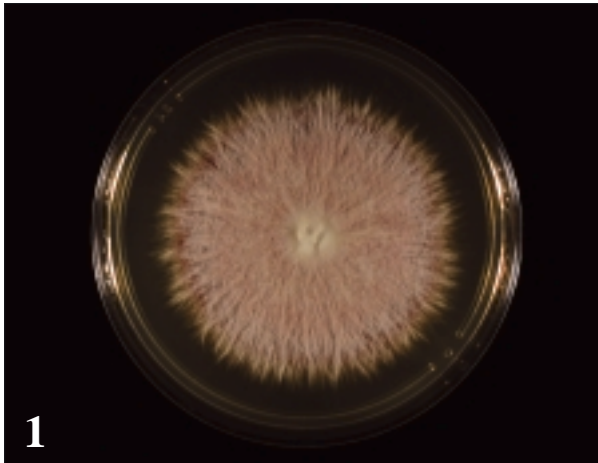
La croissance est modérément rapide : les colonies apparaissent en 8 à 10 jours, et sont caractéristiques au 12<sup>ème</sup> jour. Elles sont planes, d'abord duveteuses, puis poudreuses. Le recto de teinte blanchâtre ocre devient brun rouge et le verso est nettement rouge foncé.

## **Morphologie microscopique**

- Sur les filaments mycéliens cloisonnés, fins et réguliers, on observe des microconidies en forme de bâtonnet (de 4 à 8 µm de long) et des macroconidies souvent nombreuses, ovoïdes et échinulées. Les macroconidies ressemblent à celles de *M. gypseum*, mais présentent une paroi épaisse de 5 µm. Elles mesurent 30 à 50 µm de long sur 12 à 16 µm de large et comportent 2 à 8 logettes.
- La recherche d'organes perforateurs *in vitro* est positive.

## **Commentaire**

*M. cookei* ressemble à *M. gypseum*, mais il produit des colonies rouge foncé au verso et des macroconidies à paroi épaisse.



***Microsporum cookei* :**

Culture sur gélose de Sabouraud âgée de 8 jours (1 et 2).

Microscopiquement, on observe de nombreuses macroconidies (3, objectif 40), de grande taille, à paroi épaisse. De forme ovoïde, elles sont échinulées et comportent 6 à 8 logettes (4, objectif 100).

# ***Microsporium ferrugineum***

Ota (1921)

---

## **Epidémiologie et clinique**

Dermatophyte anthropophile strict rencontré en Asie, mais signalé aussi en Afrique, en Europe de l'Est et en Russie, *M. ferrugineum* est à l'origine de teignes microsporiques et d'épidermophyties circinées.

L'examen du cuir chevelu sous lampe de Wood est positif.

## **Examen direct**

- A partir des cheveux : parasitisme pileaire endo-ectothrix de type microsporique.
- A partir des squames : présence de filaments mycéliens.

## **Caractères cultureux**

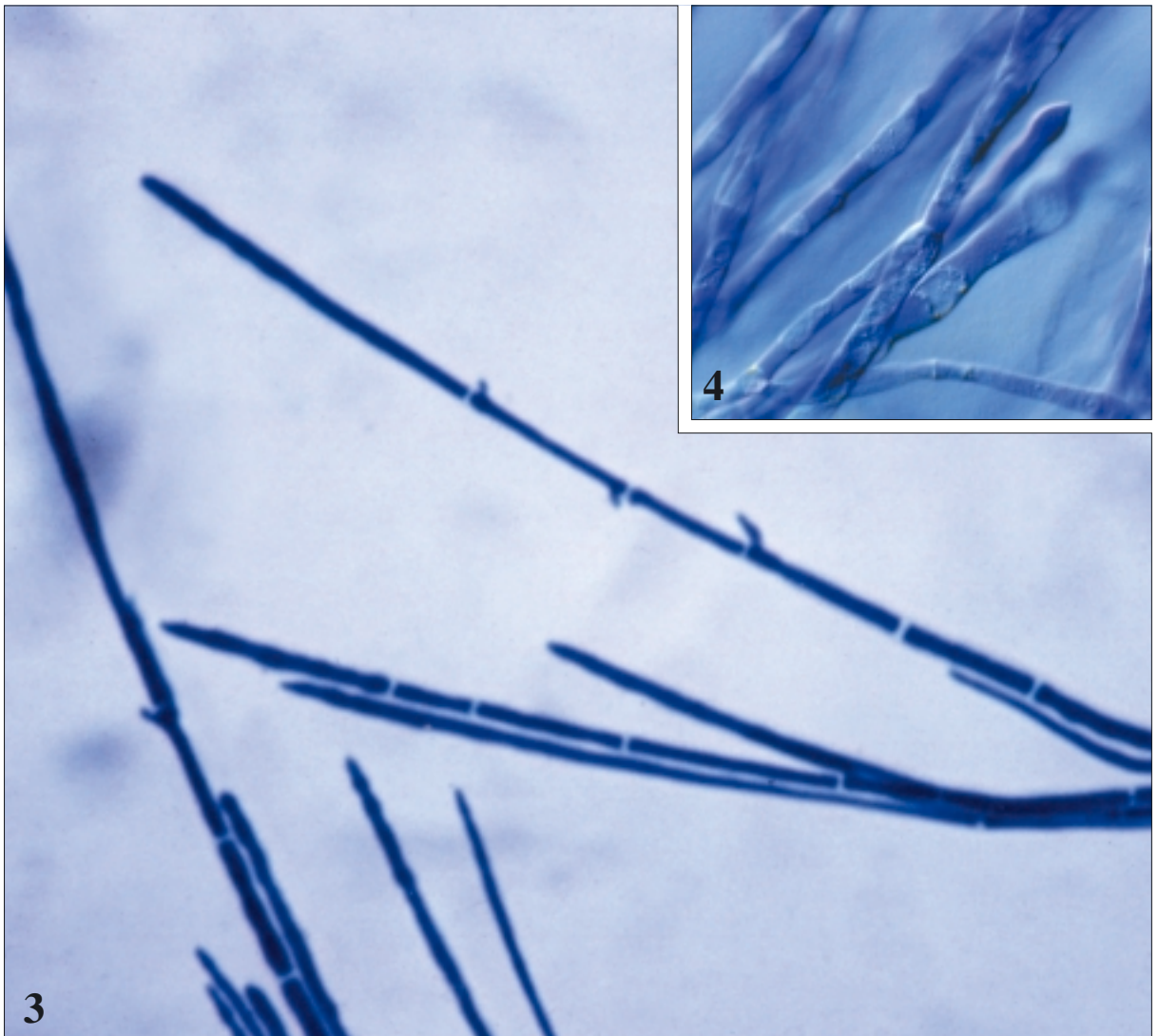
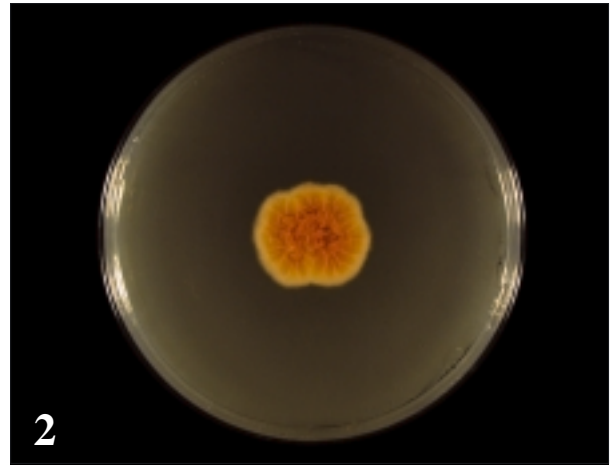
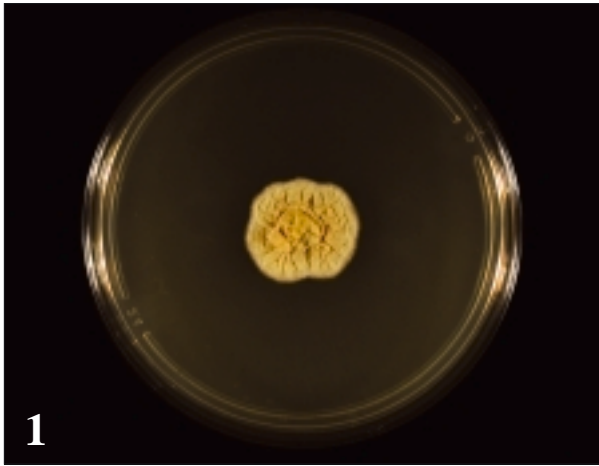
La croissance est lente : les colonies apparaissent en 15 à 20 jours et sont caractéristiques après un mois de culture. La texture des colonies est glabre à duveteuse avec des plis radiés peu profonds. La couleur est typiquement orangé-rouille au recto comme au verso. Il existe aussi des cultures de texture très cartonnée, cérébriforme, pouvant ainsi évoquer *T. schoenleinii*.

n Morphologie microscopique

- Les filaments mycéliens sont réguliers, cloisonnés, avec des septa accentués prenant l'aspect de "tiges de bambou".
- Il n'y a ni macroconidies, ni microconidies sur milieu de Sabouraud. Sur milieu Pomme de terre-Carottes, on peut obtenir au bout de plusieurs mois de culture des macroconidies ressemblant à celles de *M. canis*.

## **n Commentaire**

Classiquement, *M. ferrugineum* est aisément reconnaissable par ses colonies orangées de texture cartonnée et l'aspect en "tiges de bambou" du mycélium. Dans les souches atypiques, la couleur orangé-rouille peut faire évoquer *T. soudanense*, notamment si le sujet est originaire d'Afrique Noire. Une confusion est également possible avec des souches "dysgoniques" de *M. canis*.



***Microsporum ferrugineum* :**

Culture sur gélose de Sabouraud âgée de 3 semaines (1 et 2).

Microscopiquement, il n'y a habituellement ni macroconidies, ni microconidies. Les filaments mycéliens, septés, hyalins, sont fins et réguliers (3, objectif 40), et présentent des septa accentués avec un aspect de "tiges de bambou" (4, objectif 100).

# ***Microsporum gypseum***

(Bodin) Guiard et Grigorakis (1928)

---

## **Epidémiologie et clinique**

C'est un dermatophyte cosmopolite, tellurique. La contamination s'effectue à partir du sol (plaie souillée de terre) ou par le biais d'un petit mammifère sauvage (rat, mulot) ou domestique (chien, chat, ...).

Il détermine des épidermophyties circinées des parties découvertes, très inflammatoires, et des folliculites. On voit également des sycosis chez l'homme, et des kériions chez l'enfant. Il n'y a pas d'atteinte de l'ongle.

Il n'y a pas de fluorescence des cheveux ou des poils à l'examen sous lampe de Wood.

## **Examen direct**

- A partir des cheveux ou des poils : parasitisme pileaire de type favique, ou endo-ectothrix.
- A partir des squames : présence de filaments mycéliens.

## **Caractères cultureux**

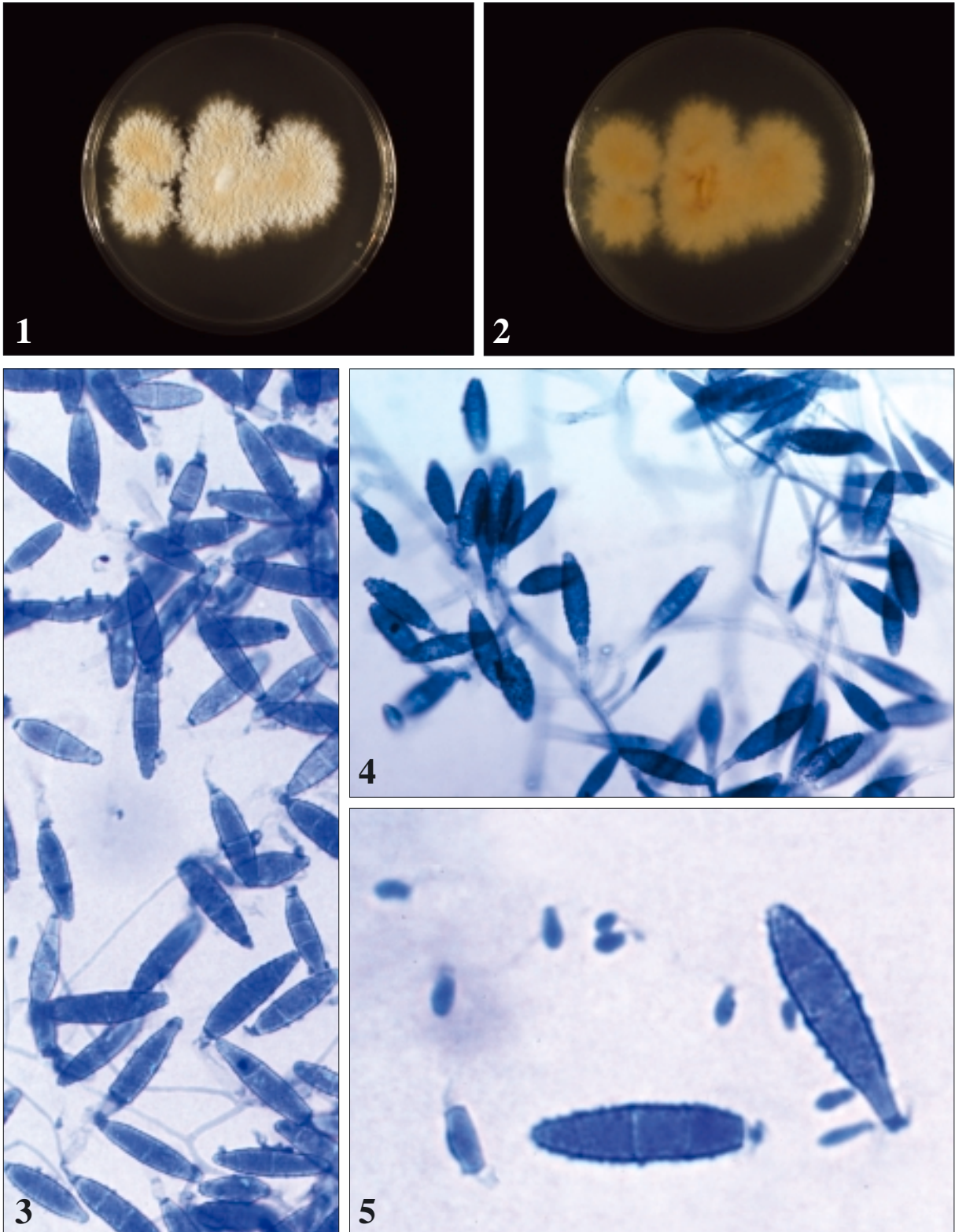
La croissance est rapide : les colonies apparaissent en 4 à 5 jours et sont caractéristiques en une semaine. Elles sont planes, habituellement poudreuses ou granuleuses (en "éclaboussure de plâtre"), mais parfois plus duveteuses. Le recto est chamois clair ou beige ("café au lait clair"), et le verso brun chamois ou beige sans pigment diffusible.

n Morphologie microscopique

- Le mycélium est rare en primoculture dans les souches poudreuses. On observe de nombreuses macroconidies elliptiques (en cocon), à paroi mince et échinulée. Elles comportent au maximum 6 logettes et mesurent de 40 à 60 µm de long sur 12 à 15 µm de large. Des microconidies piriformes sont plus rarement observées.
- La recherche d'organes perforateurs *in vitro* est positive.

## **Commentaire**

Les souches en primoculture sont caractéristiques, mais le champignon pléomorphise rapidement avec les repiquages, et devient difficilement reconnaissable.



***Microsporium gypseum* :**

Culture sur gélose de Sabouraud âgée de 10 jours (1 et 2).

Macroconidies en cocon, parfois très abondantes, visualisées à l'objectif 40 (3), 20 (4) et 100 (5). Elles sont fortement échinulées et présentent une paroi et des cloisons minces. Les microconidies piriformes sont plus rares (5).

# ***Microsporum persicolor***

(Sabouraud) Guiard et Grigorakis (1929)

---

## **Epidémiologie et clinique**

C'est un dermatophyte zoophile dont les hôtes privilégiés sont des petits mammifères sauvages (en particulier le campagnol roussâtre et le mulot). Il est aussi isolé du chien de chasse (hôte vecteur potentiel) et parfois du sol.

*M. persicolor* provoque des épidermophyties circinées, souvent uniques et très inflammatoires, qui siègent sur les parties découvertes (mains, avant-bras,...). Il ne pénètre ni les poils, ni les cheveux, ni les ongles.

## **Examen direct**

- Absence de parasitisme pileaire.
- A partir des squames : présence de filaments mycéliens.

## **Caractères cultureux**

La croissance est rapide : les colonies apparaissent vers le 4<sup>ème</sup> jour, et sont caractéristiques au 8<sup>ème</sup> jour. Elles présentent un aspect de feutre ou de moquette, au pourtour arrondi et surélevé. Blanchâtres à beiges au recto, elles sont rosées à lilas au verso, notamment dans les cultures âgées.

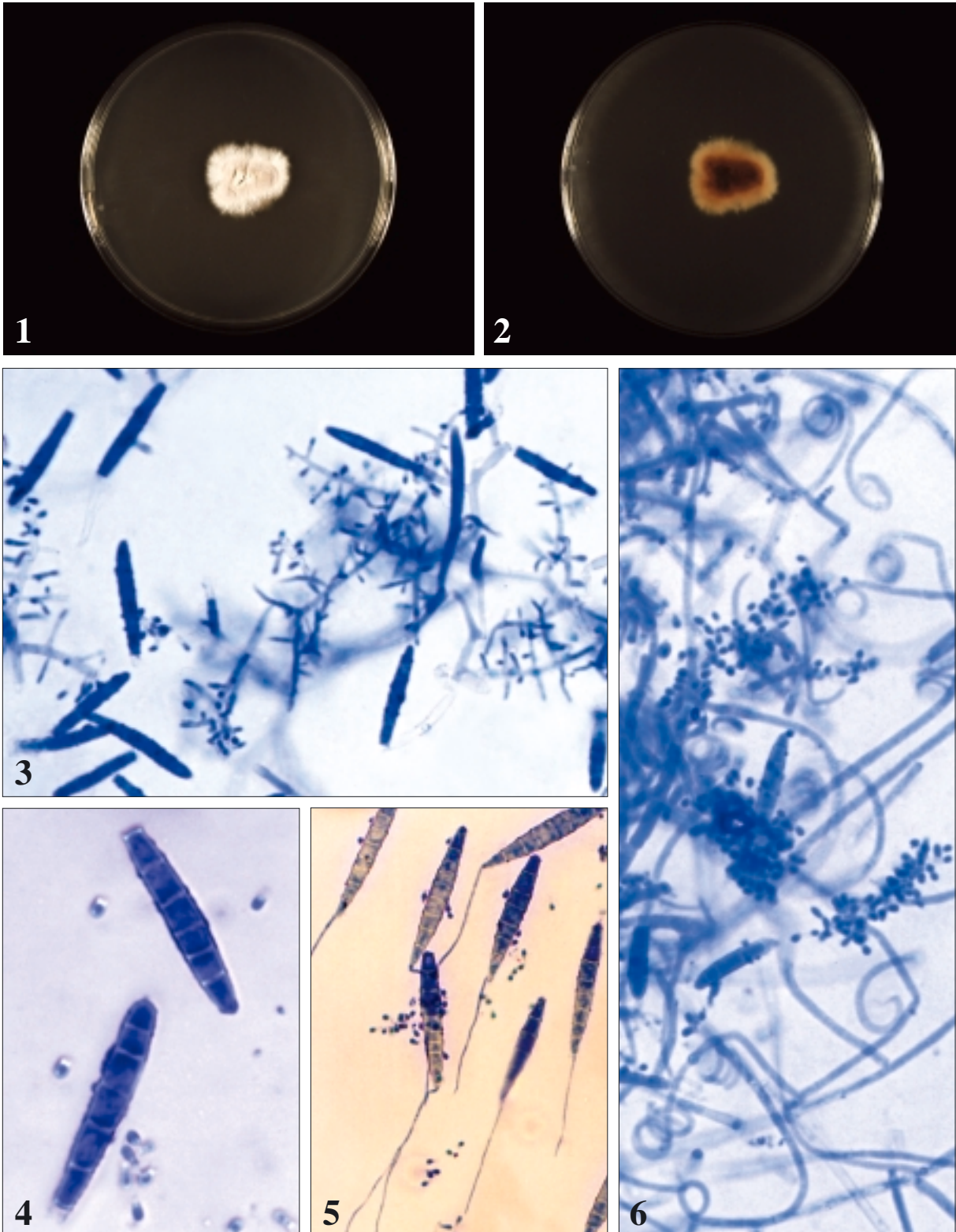
## **Morphologie microscopique**

- Les filaments mycéliens s'articulent fréquemment à angle droit et donnent naissance à de nombreuses vrilles. On note la présence de nombreuses microconidies arrondies, à large base d'implantation sur le filament mycélien (aspect ampulliforme ou en "bout d'allumette"). Les macroconidies, plus rares et parfois prolongées d'un appendice flagelliforme, mesurent 40 à 60 mm de long sur 4 à 8 mm de large et comportent 4 à 6 logettes. Elles sont lancéolées, à paroi mince et finement échinulée (les aspérités sont visibles surtout au fort grossissement).
- La recherche d'organes perforateurs *in vitro* est positive.

## **Commentaire**

La contamination est souvent accidentelle. Par sa morphologie microscopique, *M. persicolor* est proche de *T. mentagrophytes*. Un repiquage sur un milieu à 3% de peptone et non sucré (milieu de conservation de Sabouraud) est souvent nécessaire pour faire apparaître la couleur rose-lilas ou "peau de pêche" caractéristique de *M. persicolor*.





***Microsporum persicolor* :**

Culture sur gélose de Sabouraud âgée de 10 jours (1 et 2).

Des filaments mycéliens ramifiés à angles droits, naissent des microconidies rondes et des macroconidies lancéolées, à paroi mince et échinulée (3 et 4, objectif 20 et 100), avec parfois un appendice flagelliforme (5, objectif 20). Les vrilles sont fréquentes (6, objectif 40).

# ***Microsporium praecox***

Rivalier (1953)

---

## **Epidémiologie et clinique**

C'est un dermatophyte cosmopolite tellurique et zoophile, issu essentiellement du cheval et de son environnement (écuries, manèges). Il est rarement isolé en France.

*M. praecox* est à l'origine de mycoses peu typiques. Localisées sur les parties découvertes du corps (contact avec le cheval contaminant), elles évoquent plus un eczéma qu'une véritable épidermophytie. L'application locale de corticoïdes fait "flamber" les lésions.

Il n'y a pas d'atteinte des phanères (poils, cheveux, ongles).

## **Examen direct**

- Absence de parasitisme pileaire.
- A partir des squames : présence de filaments mycéliens.

## **Caractères cultureux**

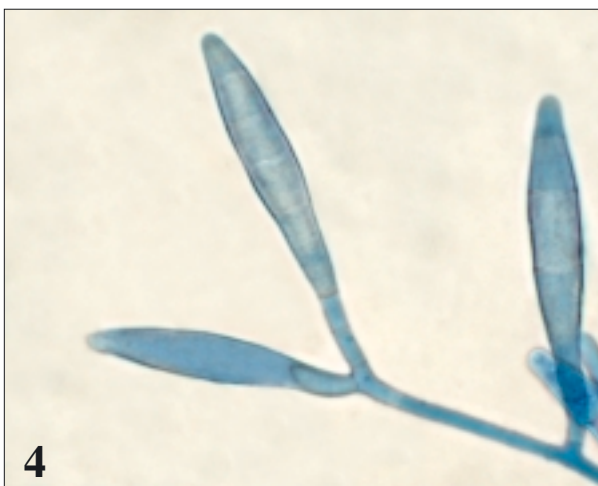
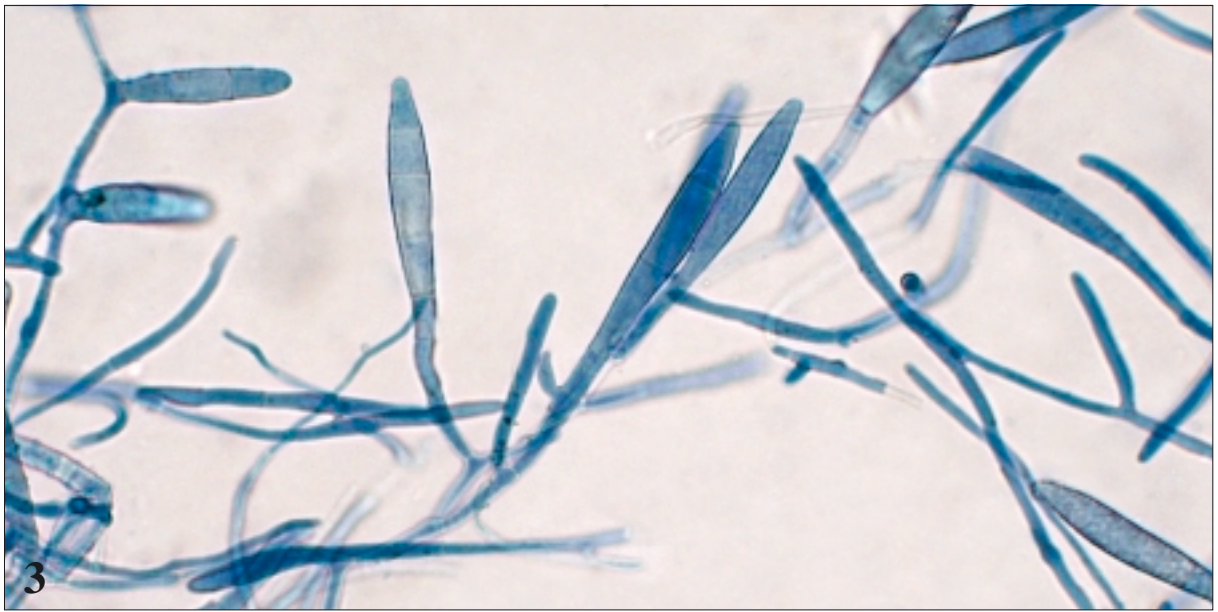
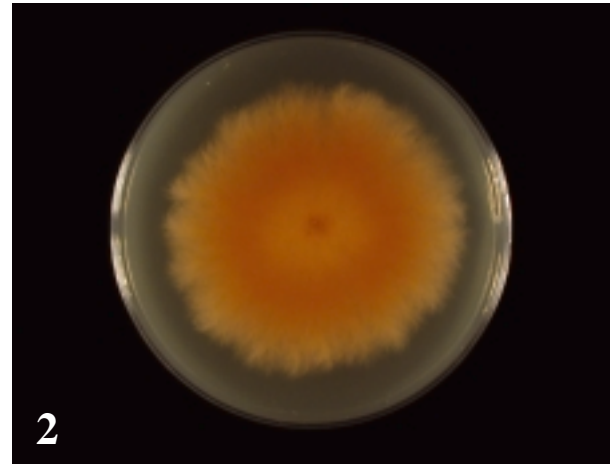
La croissance est très rapide : les colonies apparaissent en 4 à 5 jours et sont caractéristiques en une semaine. Elles sont extensives, finement poudreuses ou duveteuses. Elles poussent au ras de la gélose et forment parfois des cercles concentriques. Elles sont habituellement jaune-orangé au recto et chamois au verso avec un pigment jaune-orangé diffusant dans la gélose.

## **Morphologie microscopique**

- *Microsporium praecox* produit de très nombreuses macroconidies lancéolées, à paroi mince et finement échinulée. Elles mesurent 50 à 60 µm de long sur 8 à 10 µm de large. Il n'y a habituellement pas de microconidies.
- La recherche d'organes perforateurs *in vitro* est négative.

## **Commentaire**

Ce champignon se contracte dans l'environnement du cheval (milieu des sports équestres). *M. praecox* ressemble en raison de son pigment à *M. canis* ou à *M. gypseum*, mais les macroconidies sont plus longues et plus étroites, lancéolées. Par ailleurs, il ne produit pas de microconidies et ne perce pas les cheveux *in vitro*.



***Microsporium praecox* :**

Culture sur gélose de Sabouraud âgée de 10 jours (1 et 2).

Microscopiquement, on observe de très nombreuses macroconidies lancéolées (3, objectif 40), à paroi mince et finement échinulée (4 et 5, objectif 40 et 100). Il n'y a habituellement pas de microconidies.

# ***Trichophyton ajelloi***

Vanbreuseghem (1952)

---

## **Epidémiologie et clinique**

C'est un dermatophyte tellurique, cosmopolite. Il est habituellement isolé du sol, de la terre, où il est largement répandu. Il colonise aussi le pelage de divers animaux sauvages et domestiques, sans entraîner toutefois de lésion.

Il n'est pas pathogène et son isolement à partir d'un prélèvement cutané ou du cuir chevelu traduit généralement une contamination.

## **Examen direct**

Absence de parasitisme pileux et absence de filaments mycéliens arthrosporés dans les squames.

## **Caractères culturels**

La croissance est rapide : les colonies apparaissent vers le 4<sup>ème</sup> jour et sont caractéristiques au 8<sup>ème</sup> jour. Elles sont planes, poudreuses, et s'étalent rapidement sur la gélose. D'abord beiges, puis chamois foncé à ocre au recto, les colonies sont brun foncé à noir au verso avec un pigment foncé diffusant dans la gélose.

n Morphologie microscopique

→ Les filaments mycéliens sont rares, et on observe presque exclusivement des macroconidies allongées, en forme de cigare, à paroi lisse et épaisse. Elles mesurent 30 à 60 µm de long sur 5 à 10 µm de large, et comportent de nombreuses logettes à cloisons épaisses pour les spores âgées.

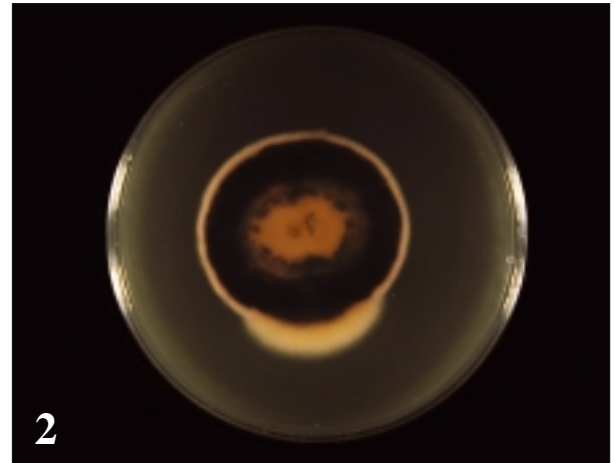
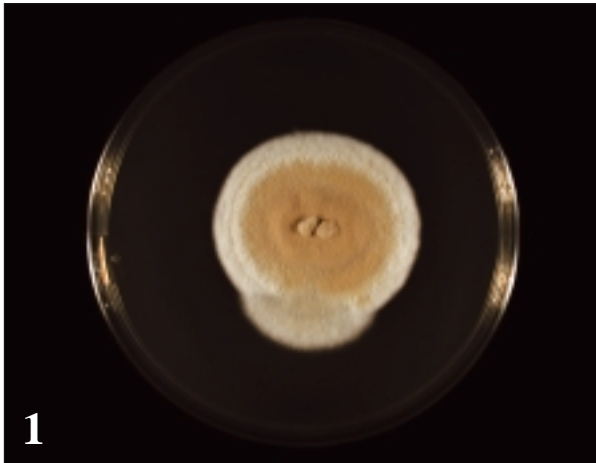
Il n'y a pas de microconidies.

→ La recherche d'organes perforateurs *in vitro* est positive.

→ Le champignon ne pousse pas à 37°C.

## **Commentaire**

*Trichophyton ajelloi* reste un saprophyte fréquent dans le sol où il dégrade la kératine "morte" issue de l'homme ou des animaux.



***Trichophyton ajelloi* :**

Culture sur gélose de Sabouraud âgée de 10 jours (1 et 2).

Microscopiquement, on observe exclusivement des macroconidies (3, objectif 40), lisses, à paroi épaisse. A maturité, elles sont allongées, en forme de cigare et comportent de nombreuses logettes (4, objectif 40).

# ***Trichophyton equinum***

(Matruchot et Dassonville) Gedoelst (1902)

---

## **Epidémiologie et clinique**

Ce dermatophyte cosmopolite et zoophile est un parasite habituel du cheval. La transmission à l'homme se fait habituellement par contact avec les lésions de l'animal parasité ou avec les harnais. Cependant le passage à l'homme reste rare.

Il détermine des épidermophyties circinées et des sycosis chez l'homme, et des kériions chez l'enfant.

Il n'y a pas de fluorescence des cheveux ou des poils à l'examen sous lampe de Wood.

## **Examen direct**

- A partir des cheveux ou des poils : parasitisme pileaire endo-ectothrix de type mégaspore.
- A partir des squames : présence de filaments mycéliens.

## **Caractères cultureux**

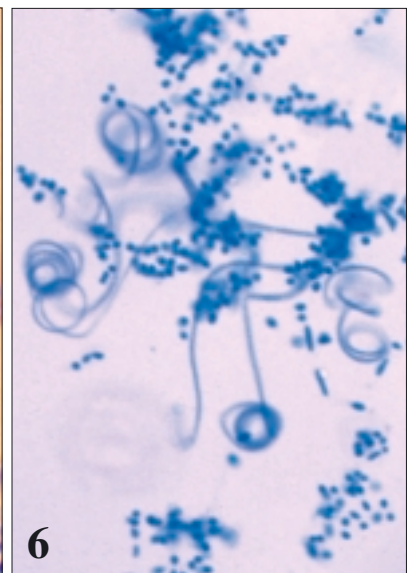
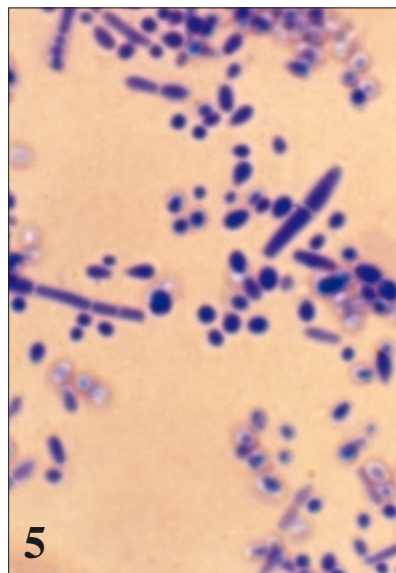
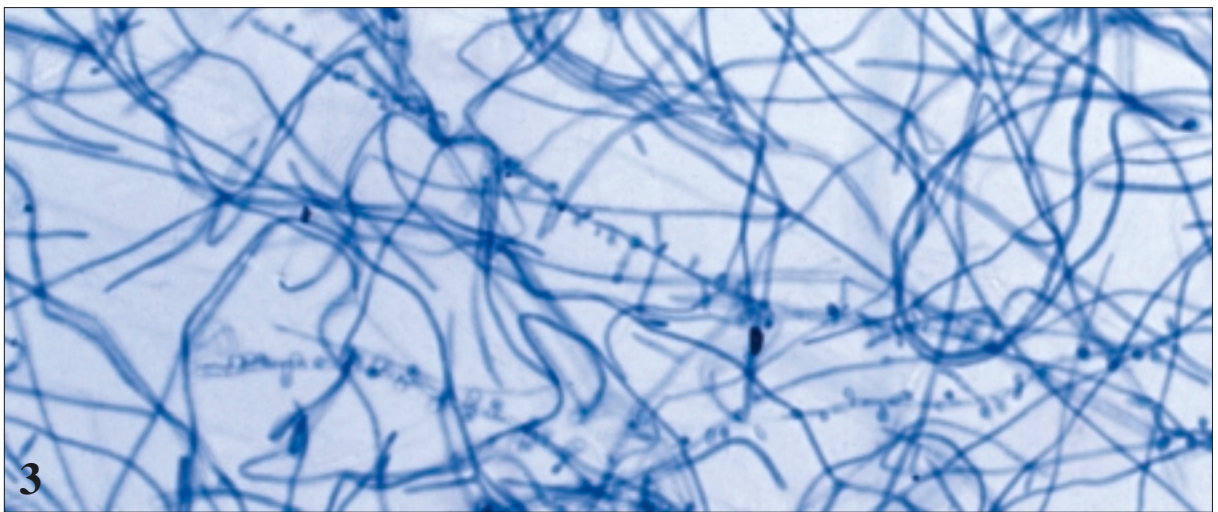
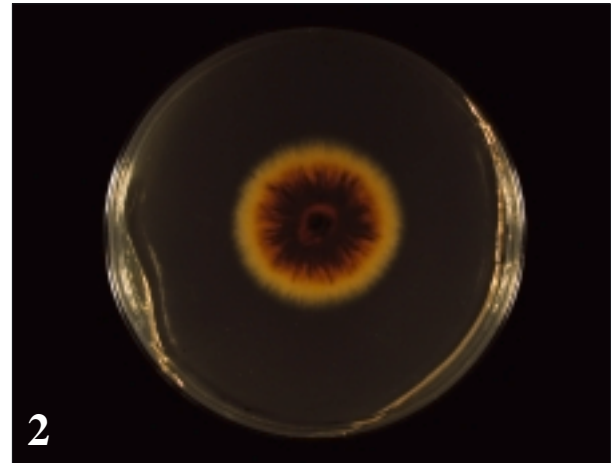
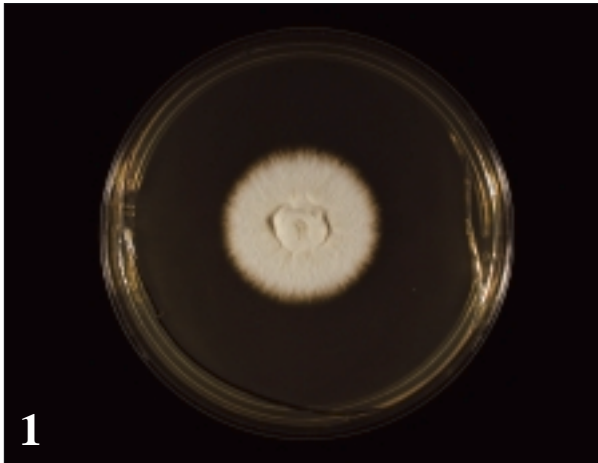
La croissance est modérément rapide : les colonies apparaissent vers le 8ème-10ème jour, et sont caractéristiques en 3 semaines. Les colonies, de texture duveteuse, s'étalent au ras de la gélose et présentent quelques plis radiés peu accentués. Crèmes à jaune pâle, elles deviennent brunâtres en vieillissant. Le verso est jaune devenant rapidement brun-acajou.

## **Morphologie microscopique**

- Les filaments mycéliens, cloisonnés, sont fins et réguliers. Ils donnent naissance à des microconidies piriformes disposées en acladium, plus rarement en grappes. Les macroconidies, rares, ressemblent à celles de *T. mentagrophytes* et ont des formes variables. On observe parfois des organes nodulaires, plus rarement des vrilles. Par contre, les chlamydospores sont fréquentes dans les cultures âgées.
- Il n'y a pas d'organes perforateurs *in vitro*.

## **Commentaire**

Rarement retrouvé chez l'homme, *T. equinum* est proche de *T. mentagrophytes*. Il s'en différencie par ses microconidies piriformes disposées le plus souvent en acladium, et par l'absence d'organes perforateurs *in vitro*.



***Trichophyton equinum* :**

Culture sur gélose de Sabouraud âgée de 10 jours (1 et 2).

A partir des filaments mycéliens, naissent des microconidies piriformes disposées en accladium (3 et 4, objectif 40), plus rarement des macroconidies de forme variable (5, objectif 40) et des vrilles (6, objectif 20).

# ***Trichophyton erinacei***

Smith et Marples (1963)

---

## **Epidémiologie et clinique**

C'est un dermatophyte zoophile dont l'hôte privilégié est le hérisson, mais il est aussi isolé du chien de chasse.

Il détermine des épidermophyties circinées situées sur les parties découvertes et des teignes inflammatoires, plus rarement des onyxis et des lésions palmaires ou plantaires.

## **Examen direct**

- A partir des cheveux ou poils : parasitisme pileaire ectothrix de type microïde, mais inconstant.
- A partir des squames et des fragments d'ongle : présence de filaments mycéliens.

## **Caractères cultureux**

La croissance est rapide : les colonies apparaissent vers le 4ème jour, et sont caractéristiques au 8ème jour. Elles présentent un aspect poudreux donnant l'image d'une toile d'araignée saupoudrée de farine. Blanc-crème au verso, elles sont jaunes plus ou moins orangées au verso. En vieillissant, elles deviennent plus épaisses et se pléomorphisent, notamment lors des repiquages.

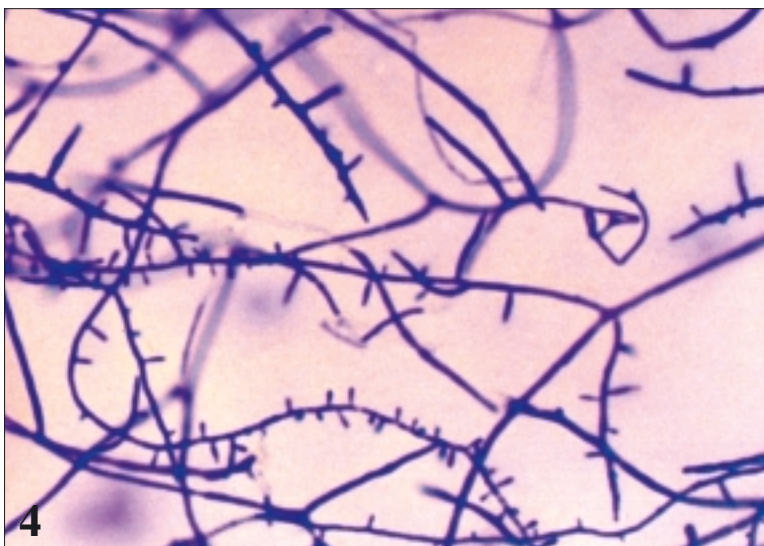
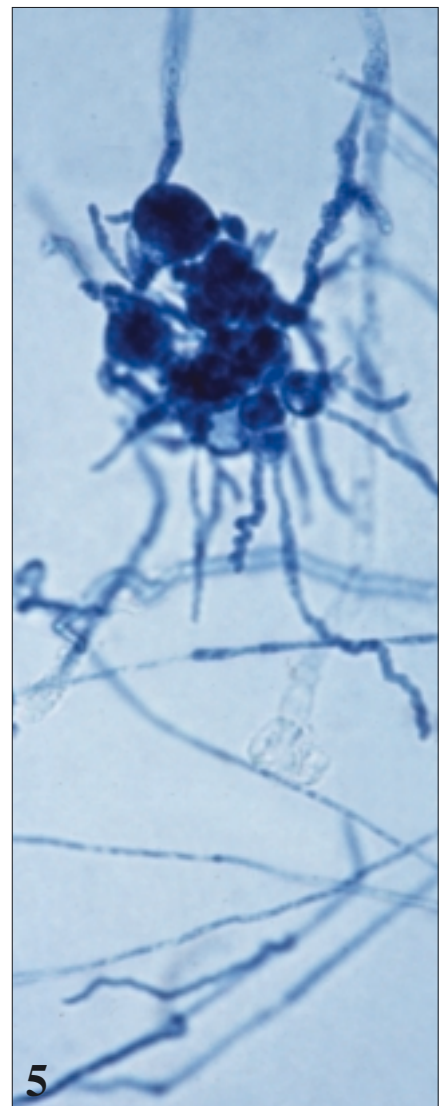
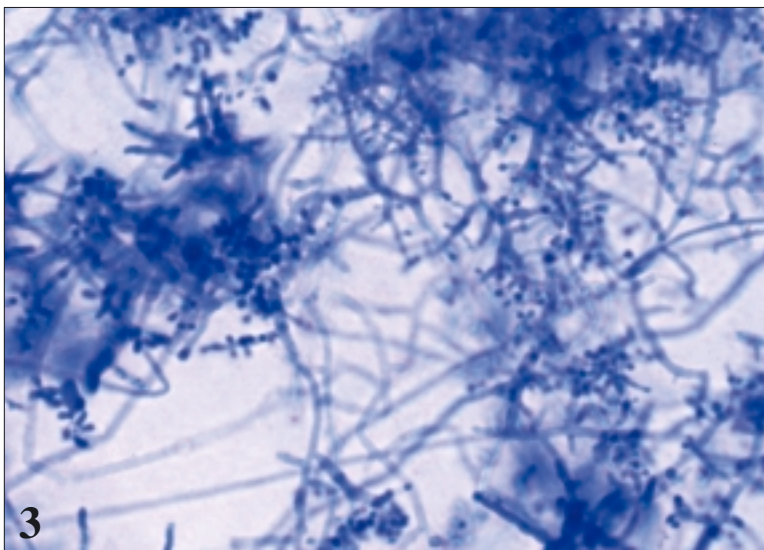
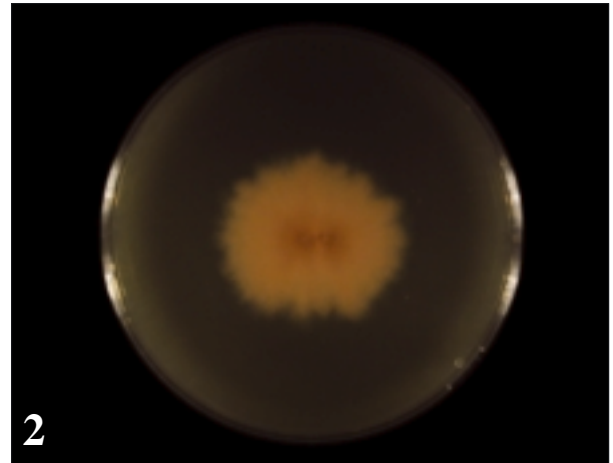
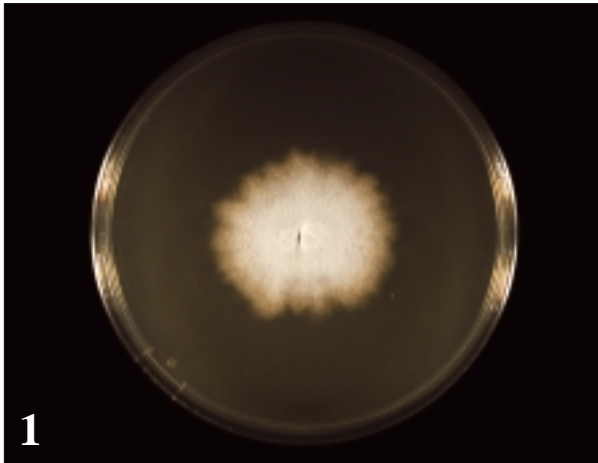
## **Morphologie microscopique**

- Les filaments mycéliens s'articulent à angle droit. Ils produisent de nombreuses microconidies piriformes, disposées en buissons sur les filaments. Plus rarement, on observe des microconidies arrondies et des macroconidies en fuseau ressemblant à celles de *T. mentagrophytes*. Les vrilles sont absentes ou très rares.
- Sur gélose au malt, en profondeur de la gélose, on observe la présence pour certaines souches, de structures proliférantes.
- La recherche d'organes perforateurs *in vitro* est positive.

## **Commentaire**

*Trichophyton erinacei* est rare puisqu'il représente moins de 1% des isollements de dermatophytes. Une confusion est possible avec *T. mentagrophytes*. Toutefois, il ne produit pas de vrilles, ou très rarement, et les microconidies sont essentiellement piriformes.





***Trichophyton erinacei* :**

Culture sur gélose de Sabouraud âgée de 10 jours (1 et 2).

Des filaments articulés à angle droit, naissent de nombreuses microconidies disposées en buissons et habituellement piriformes (3 et 4, objectif 20 et 40). Des structures proliférantes peuvent se voir en profondeur de la gélose (5, objectif 40).

# ***Trichophyton mentagrophytes***

(Blanchard) Robin (1896)

---

## **Epidémiologie et clinique**

On distingue classiquement pour ce dermatophyte cosmopolite deux variétés cosmopolites : la variété *interdigitale* qui est anthropophile, et la variété *mentagrophytes* qui est tellurique et zoophile, et donc transmise à l'homme par contact avec des petits mammifères sauvages (mulot, campagnol, lapin, hérisson) ou domestiques (chiens, bovins, ovins, chevaux, ...).

→ *T. mentagrophytes* var. *interdigitale* est un parasite fréquent des pieds, plus rarement de l'aine. Il est à l'origine d'intertrigos interdigito-plantaires, d'onyxis des pieds, de lésions circinées squameuses de la plante et du dos du pied. Il détermine plus rarement des intertrigos inguinaux.

Il n'y a jamais d'atteinte du poil ou du cheveu.

→ *T. mentagrophytes* var. *mentagrophytes* détermine plus volontiers des lésions inflammatoires : teignes inflammatoires chez l'enfant, sycosis chez l'homme, épidermophyties circinées inflammatoires, folliculites sur les parties découvertes chez l'adulte.

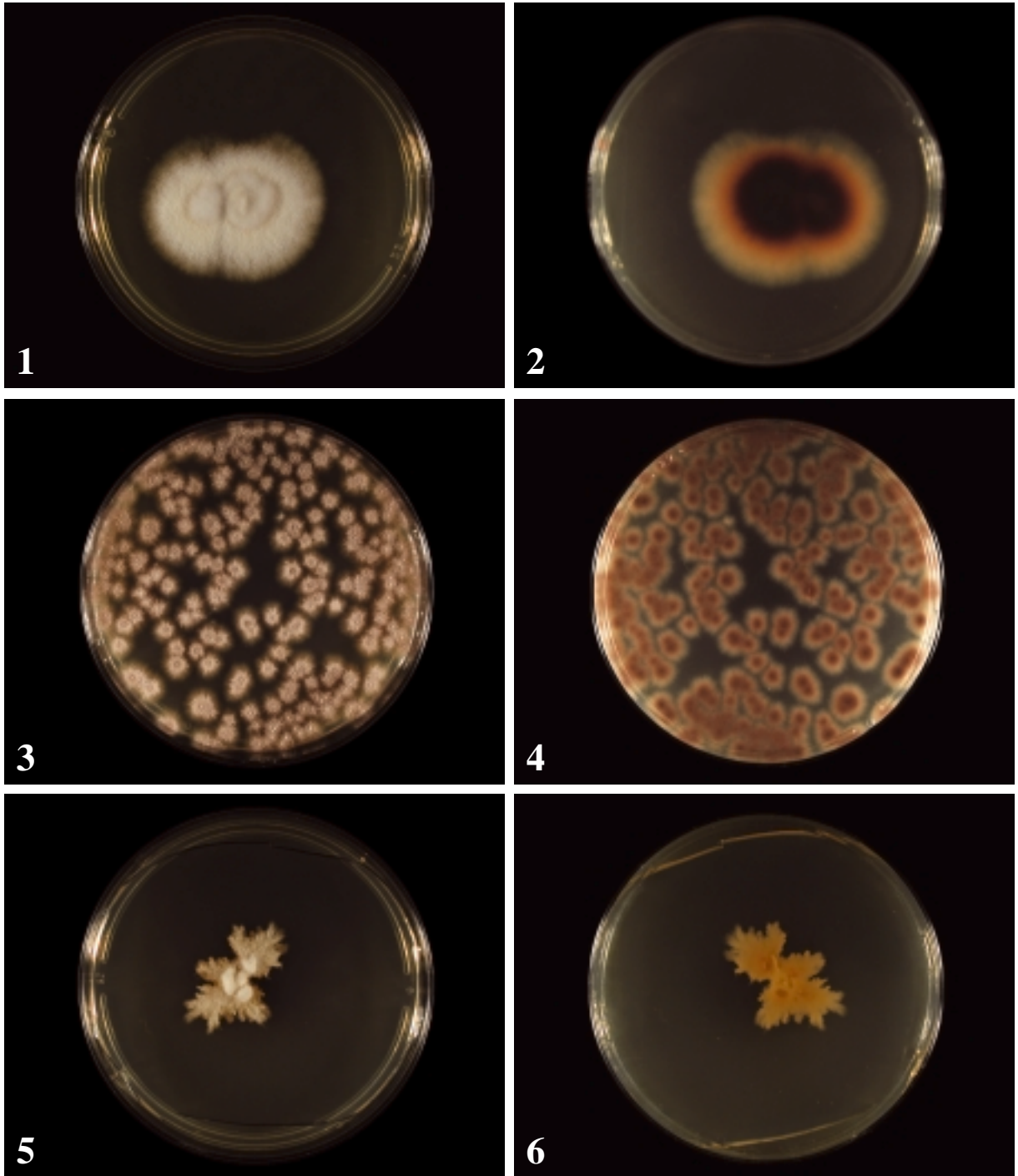
Il n'y a pas de fluorescence des cheveux ou des poils sous lampe de Wood.

## **Examen direct**

- A partir des cheveux ou des poils : parasitisme pileaire endo-ectothrix de type microïde pour la variété *mentagrophytes*.
- A partir des squames et des fragments d'ongle : présence de filaments mycéliens.

## **Caractères cultureux**

La croissance est rapide : les colonies apparaissent en 4 à 5 jours, et sont caractéristiques en 10 jours. Elles sont duveteuses à poudreuses pour les souches anthropophiles, davantage granuleuses pour les souches zoophiles. Elles sont blanchâtres à crème au recto, avec un verso jaunâtre à brun. Certaines souches présentent cependant une couleur lie de vin ou rouge-groseille, au recto comme au verso. D'autres souches dites "*nodular*" produisent des colonies de forme étoilée, brunes à rouille, granuleuses, d'aspect glabre.



***Trichophyton mentagrophytes* :**

Cultures sur géloses de Sabouraud âgées de 10 jours. Notez la diversité des aspects culturaux. Les colonies sont duveteuses, poudreuses ou granuleuses, blanchâtres à crème, avec un verso jaunâtre, parfois lie de vin ou rouge-groseille (1 à 4). D'autres souches dites "nodular" donnent des colonies étoilées, brunes à rouille (5 et 6).

## Morphologie microscopique

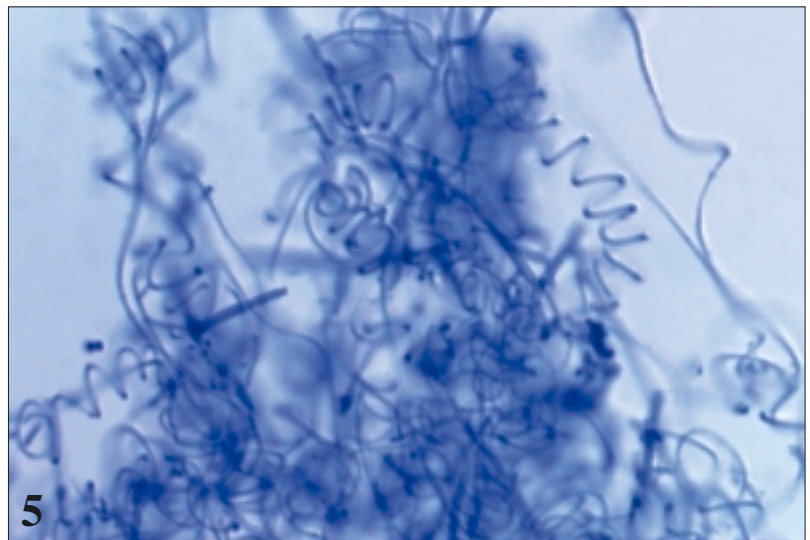
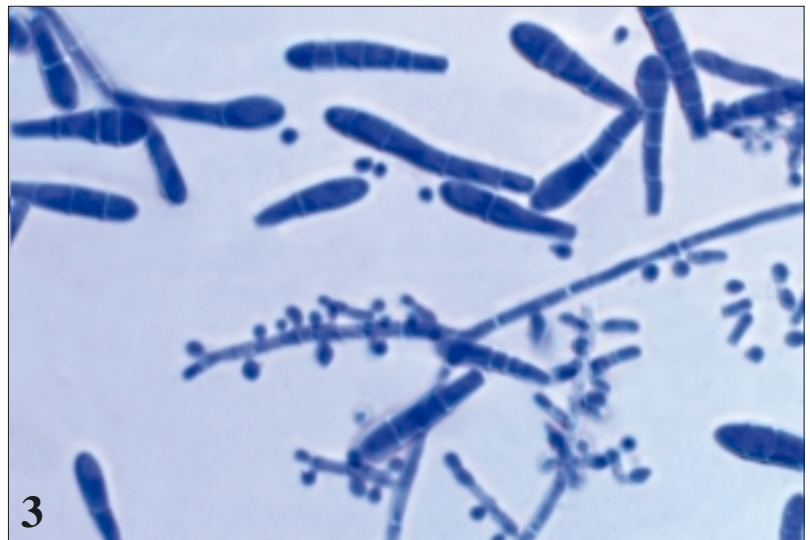
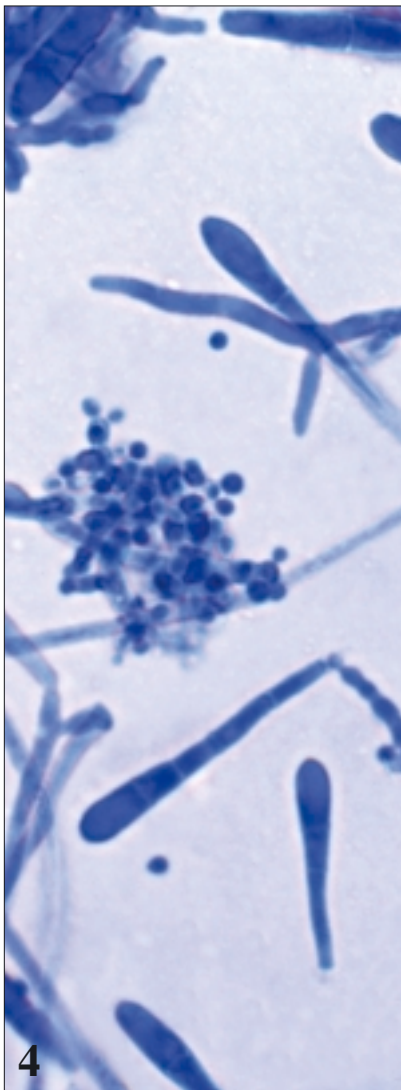
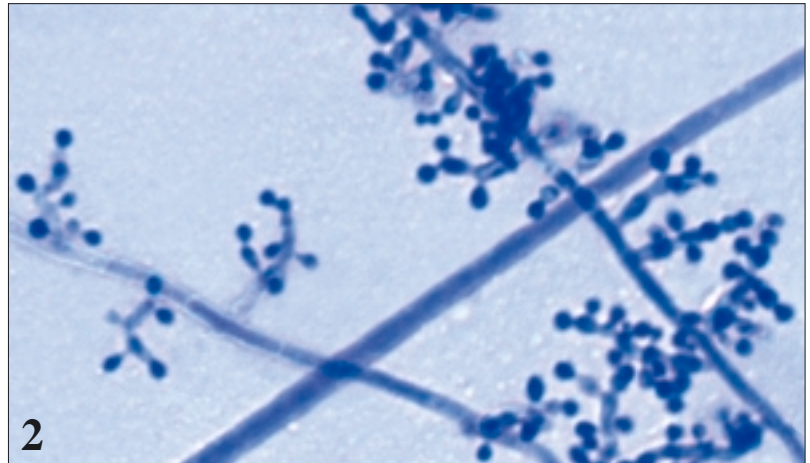
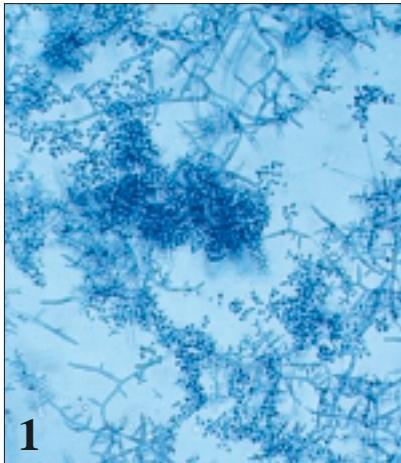
Les deux variétés de *T. mentagrophytes* sont indifférenciables en pratique :

- Les filaments mycéliens, cloisonnés, s'articulent souvent à angle droit (aspect en croix de Lorraine).
- Sur ces filaments, naissent des microconidies rondes solitaires, puis très nombreuses et disposées en buissons. En périphérie, les microconidies formées sur les filaments aériens sont piriformes, disposées en acladium.
- Moins fréquentes, les macroconidies en forme de massue, dilatées à leur extrémité, ont une paroi lisse et mince. Elles présentent 3 à 6 logettes et mesurent 20 à 50 mm de long sur 10 à 12 mm de large.
- On observe fréquemment des vrilles ou filaments spiralés.
- Chez les souches "*nodular*", les filaments mycéliens sont tortueux. Ils s'enfoncent profondément dans la gélose, et produisent souvent des organes nodulaires. Les macroconidies sont malformées et les microconidies sont souvent absentes. Le repiquage sur milieu Lactrimel de Borelli permet généralement de retrouver l'aspect typique.
- *T. mentagrophytes* est uréase positif, et la recherche d'organes perforateurs *in vitro* est positive.

## Commentaire

*T. mentagrophytes* se distingue de *T. rubrum* par ses microconidies arrondies souvent disposées en buissons et ses vrilles. Ces caractères sont parfois absents dans les souches anthropophiles. Un repiquage sur milieu Lactrimel de Borelli permet de stimuler la conidiogénèse. De même, la positivité de la recherche d'uréase et la formation d'organes perforateurs *in vitro* permettent aussi de le distinguer de *T. rubrum*.

Une confusion est également possible avec *M. persicolor*. Chez ce dernier, les macroconidies ont une paroi échinulée et les microconidies sont en forme d'ampoule électrique ou en bout d'allumette à l'extrémité des filaments. Par ailleurs, les colonies de *M. persicolor* prennent une couleur rose-lilas caractéristique sur milieu peptoné. De même, la couleur du milieu BCP-caséine n'est pas modifiée pour *M. persicolor* comme pour *T. rubrum*, alors que le milieu vire au bleu-violacé avec *T. mentagrophytes* var. *interdigitale*.



***Trichophyton mentagrophytes* :**

Sur les filaments mycéliens, naissent des microconidies rondes, très nombreuses (1, objectif 10), disposées en croix de Lorraine (2, objectif 40) ou en buissons (1). Les macroconidies, moins nombreuses, sont en forme de massue et présentent une paroi lisse et mince (3 et 4, objectif 40). On observe fréquemment des vrilles (5, objectif 40).

# ***Trichophyton rubrum***

(Castellani) Sabouraud (1911)

---

## **Epidémiologie et clinique**

Ce dermatophyte cosmopolite est l'espèce la plus répandue en France avec près de 75% des isollements. Strictement anthropophile, la contamination est liée le plus souvent à la marche pieds nus dans des lieux humides (piscine, salle de bains, saunas ou tatamis de judo). Il présente un large spectre clinique. Il détermine principalement des intertrigos interdigito-plantaires, des onyxis des pieds, et des épidermophyties circinées siégeant sur n'importe quelle partie du corps. On observe également fréquemment des intertrigos des grands plis (inguinaux, axillaires et interfessier avec extension sur les fesses) et des pachydermies palmaires ou plantaires.

Plus rarement, il sera à l'origine de teignes chez l'enfant, de sycosis chez l'homme, de péri-folliculites granulomateuses des jambes chez la femme.

Enfin, il peut engendrer des lésions cutanées évoquant des maladies dermatologiques telles que l'acné rosacée, le lupus érythémateux disséminé, une sarcoïde du visage ou des furoncles fessiers.

L'examen des lésions sous lampe de Wood est négatif.

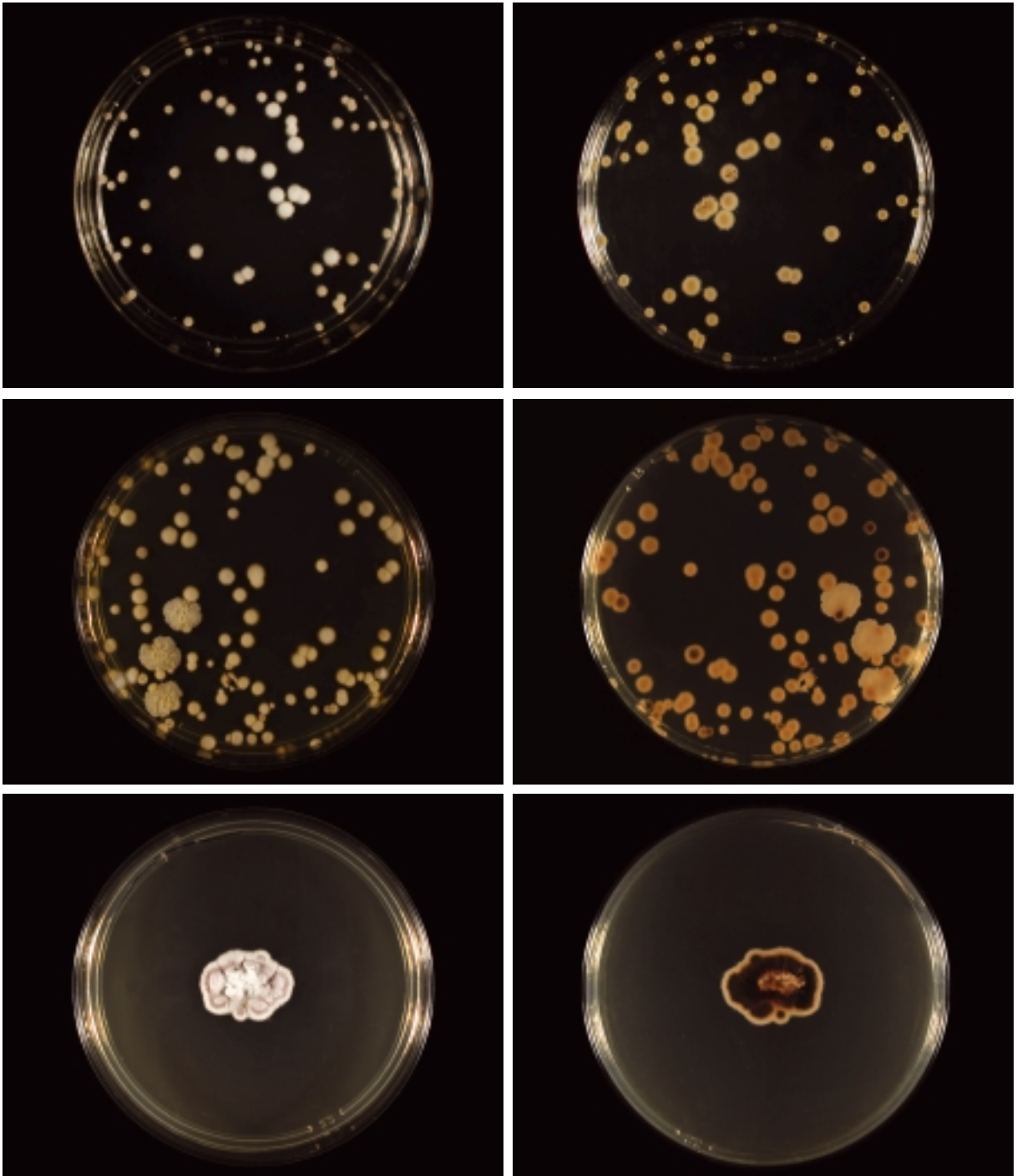
## **Examen direct**

- A partir des cheveux ou des poils : parfois un parasitisme endothrix ou endo-ectothrix. Un simple réseau de filaments mycéliens peut être observé au niveau des poils, entourant le bulbe.

- A partir des squames et des fragments d'ongle : présence de filaments mycéliens.

## **Caractères cultureux**

- La croissance est modérément rapide : les colonies apparaissent vers le 6ème-7ème jour. L'aspect évocateur n'est obtenu qu'en 2 à 3 semaines.
- L'aspect le plus commun en France (souches autochtones) est une petite colonie humide et bombée, en forme de disque surélevé en son centre et hérissé des mèches de filaments mycéliens ou corémies. Ce disque peu extensif se recouvre ensuite d'un duvet blanchâtre. Parfois on peut distinguer une petite zone circulaire foncée ou rouge vineuse en périphérie au recto. Le verso est typiquement incolore ou brun, mais il peut aussi être jaune.



***Trichophyton rubrum* :**

Cultures sur géloses de Sabouraud âgées de 10 jours. Notez la diversité des aspects cultureux : souches dites autochtones à revers incolore ou brun (**1 à 4**), associées à des levures en **3** et **4**, et souches dites africaines à revers rouge vineux à noir (**5** et **6**).

- Il existe une variété dite "africaine" ou "exotique" qui produit des colonies plus extensives, cérébriformes et poudreuses recouvertes d'un fin duvet blanc-rosé. Le verso est rouge vineux à noir, et il existe parfois un pigment diffusible qui varie du rouge violet au noir.
- Les variants de *T. rubrum* sont nombreux, portant notamment sur la couleur des colonies : variété *nigricans* à pigment noir, variété à duvet jaune et pigment jaune, variété glabre de couleur rouille évoquant *T. soudanense*, et variété glabre de couleur violette et de petite taille évoquant *T. violaceum*.
- Enfin, le pléomorphisme est fréquent, imposant la recherche d'organes perforateurs, ainsi que le repiquage sur des milieux favorisant la conidiogénèse et la pigmentation tel que le milieu Lactrimel de Borelli.
- Il n'y a pas de perforation du cheveu *in vitro* ni de production d'uréase pour les souches autochtones, contrairement aux souches africaines ou asiatiques.

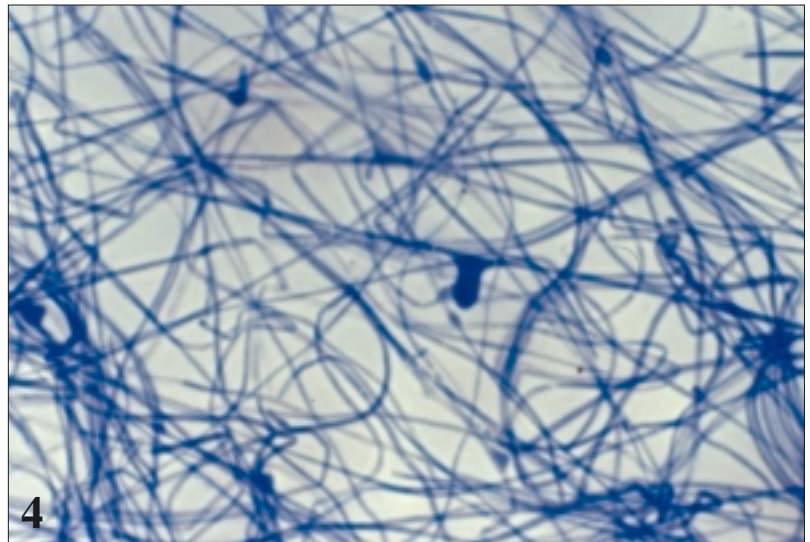
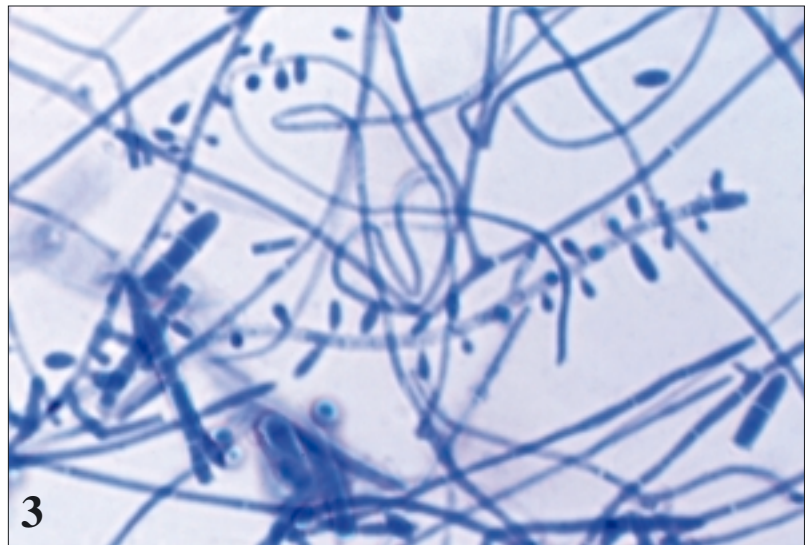
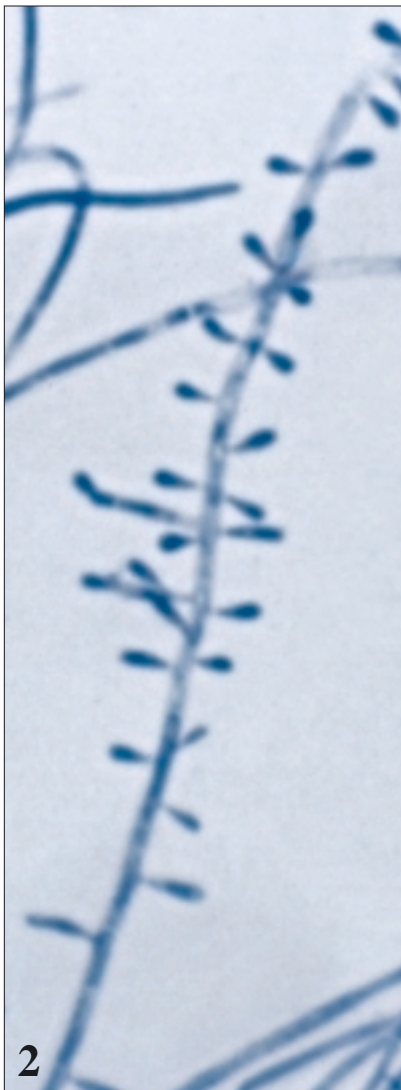
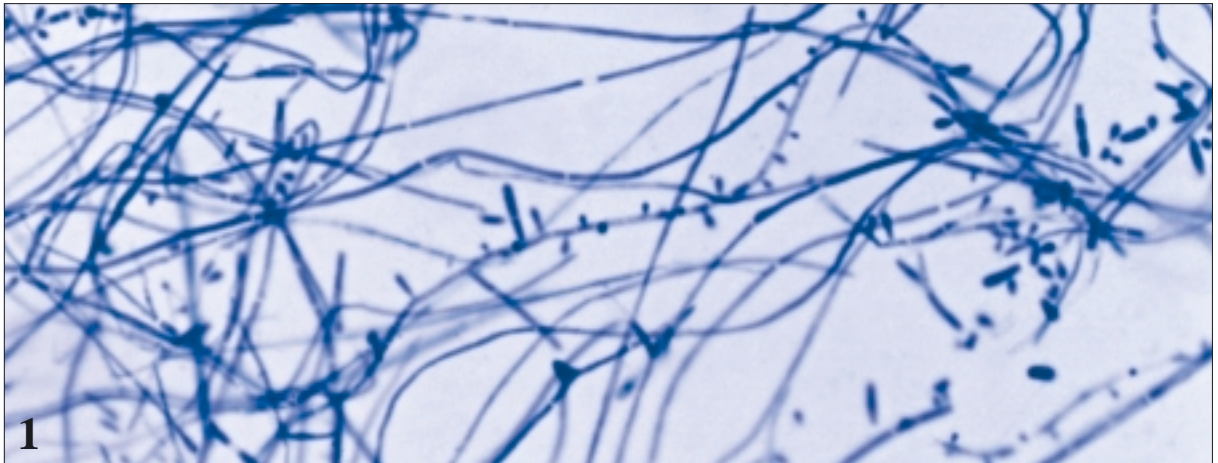
### Morphologie microscopique

- Chez les souches autochtones, le mycélium, régulier et cloisonné, est souvent stérile avec quelques microconidies piriformes disposées en acladium. Les macroconidies, à paroi lisse et mince, sont rares, voire absentes. Elles sont en forme de cigare ou de saucisse et mesurent 60 à 80 µm de long sur 6 à 8 µm de large.  
Par contre, il existe souvent des excroissances triangulaires caractéristiques.
- Les souches d'origine africaine ou asiatique sont à l'inverse très sporulantes avec de nombreuses microconidies piriformes, disposées en amas ou en acladium le long des filaments, et de nombreuses macroconidies.

### Commentaire

*Trichophyton rubrum* autochtone se distingue de *T. mentagrophytes* par ses microconidies piriformes, ses macroconidies cylindriques ou en "saucisse" et l'absence de vrilles. Par ailleurs, le test à l'uréase est négatif et il n'y a pas d'organes perforateurs *in vitro*. Les souches africaines (ou asiatiques) sont à l'inverse uréase positive et perforent le cheveu *in vitro*. Elles peuvent être confondues avec *T. tonsurans*, mais la clinique et la répartition géographique sont différentes.





***Trichophyton rubrum* :**

Des filaments mycéliens, naissent des microconidies piriformes, habituellement peu nombreuses et disposées en accladium (1, objectif 40 et 2, objectif 100). Les macroconidies, en forme de saucisse, sont plus rares (3, objectif 100). Par contre, il existe souvent des excroissances triangulaires (4, objectif 40).

# ***Trichophyton schoenleinii***

(Lebert) Langeron et Milochevitch (1930)

---

## **Epidémiologie et clinique**

Dermatophyte anthropophile strict, autrefois très fréquent dans les pays du Maghreb, *T. schoenleinii* est devenu exceptionnel aujourd'hui. En France, il est à l'origine de cas sporadiques d'importation (immigrés venant d'Europe Centrale).

Ce dermatophyte est l'agent de la teigne favique (ou favus), qui se caractérise par la présence, à la base des cheveux parasités, de godets ou croûtes épaisses jaunâtres, formées d'un agglomérat de filaments mycéliens. En tombant, les croûtes entraînent les cheveux engendrant une alopécie qui sera définitive.

Il occasionne aussi des épidermophyties circinées avec godet, plus rarement des onyxis, voire une maladie dermatophytique.

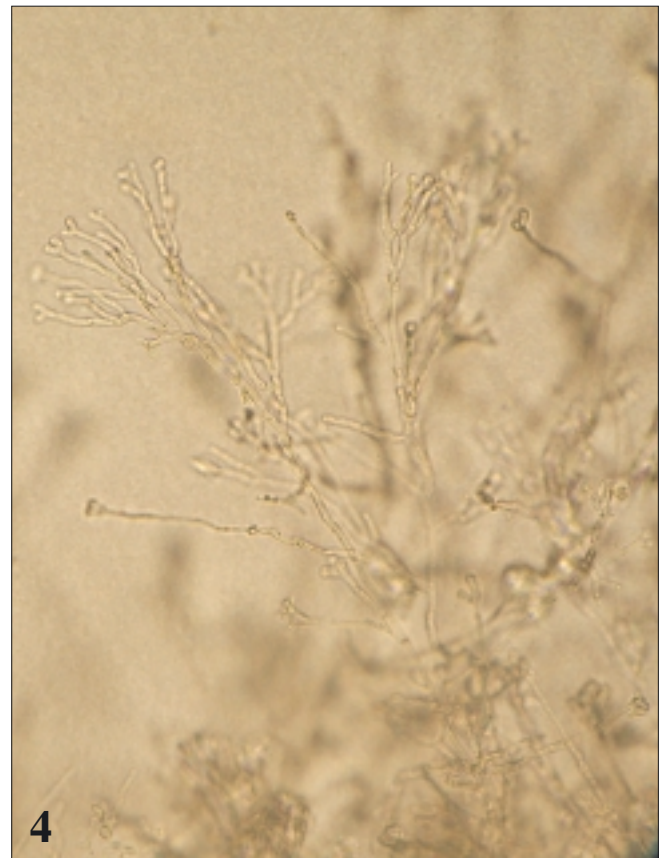
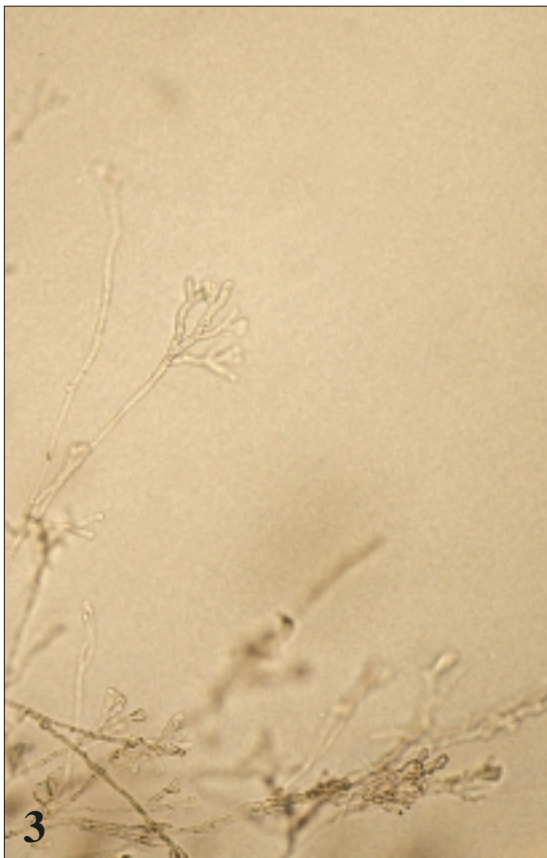
L'examen des lésions du cuir chevelu en lumière de Wood montre sur toute la longueur des cheveux parasités une fluorescence verte ou jaune-vert.

## **Examen direct**

- A partir des cheveux : parasitisme pileaire de type favique à proximité de la racine.
- A partir des squames et des fragments d'ongle : présence de filaments mycéliens.
- A partir de godets : enchevêtrement de filaments mycéliens.

## **Caractères cultureux**

- ➔ La croissance est très lente : les colonies apparaissent vers le 15ème jour et sont caractéristiques en 3 à 4 semaines.
- ➔ Les colonies qui dégagent classiquement une odeur de "nid de souris", sont d'aspect variable, prenant l'aspect d'une masse cireuse jaunâtre posée sur la gélose (aspect en morille) ou d'une culture totalement immergée dans la profondeur de la gélose. Pour d'autres souches, elles seront cérébriformes, blanchâtres de 2 à 3 cm de diamètre en 4 semaines, et recouvertes d'un fin duvet blanc visible surtout en périphérie. En vieillissant, les colonies se plissent et deviennent plus foncées.



***Trichophyton schoenleinii* :**

Culture sur gélose de Sabouraud âgée de 3 semaines (1 et 2).

Les filaments mycéliens, cloisonnés, fins et réguliers, se dilatent ou se ramifient à leur extrémité, produisant des aspects en "tête de clou forgé", en "chandelier" ou en "bois de cerf", visualisés directement au travers de la culture, et de préférence sur gélose au Malt ou sur gélose Brain-Heart (3 et 4, objectif 40).

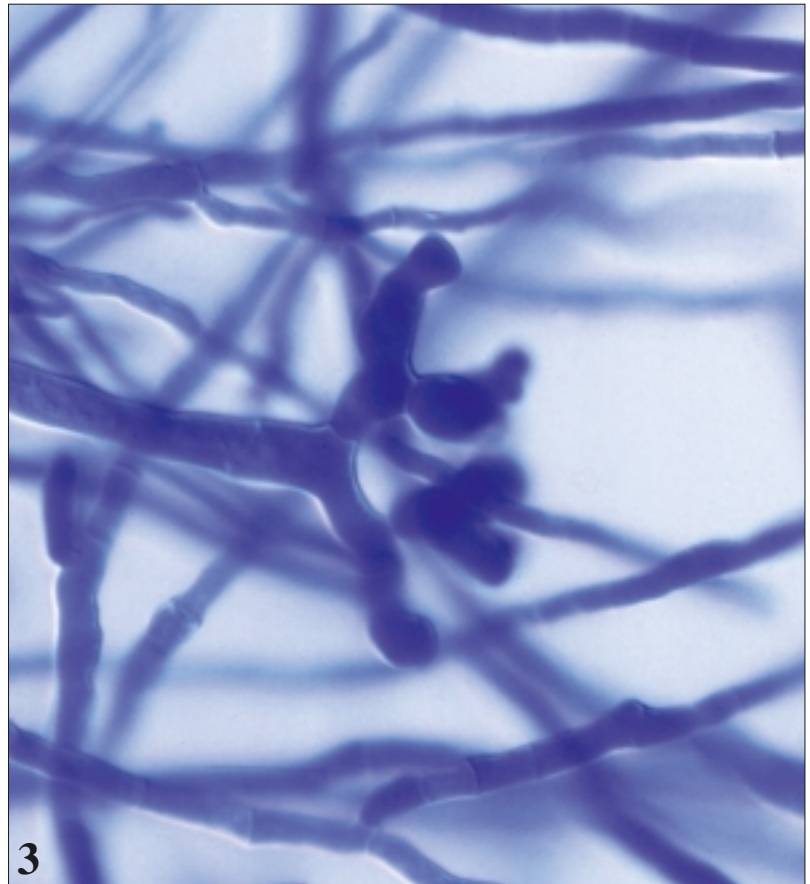
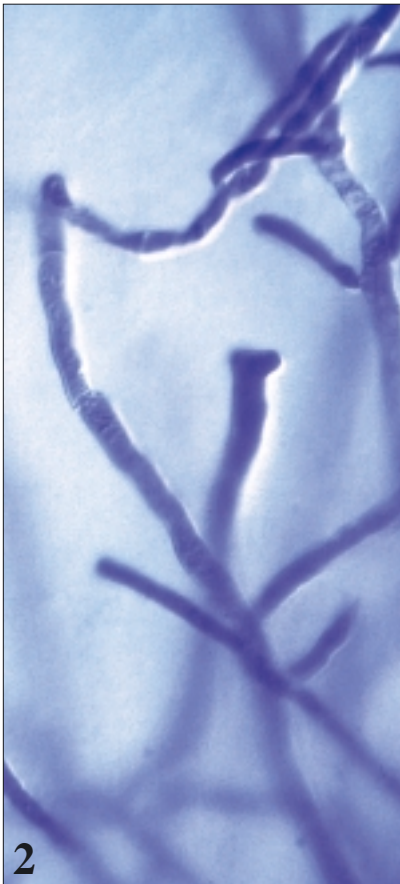
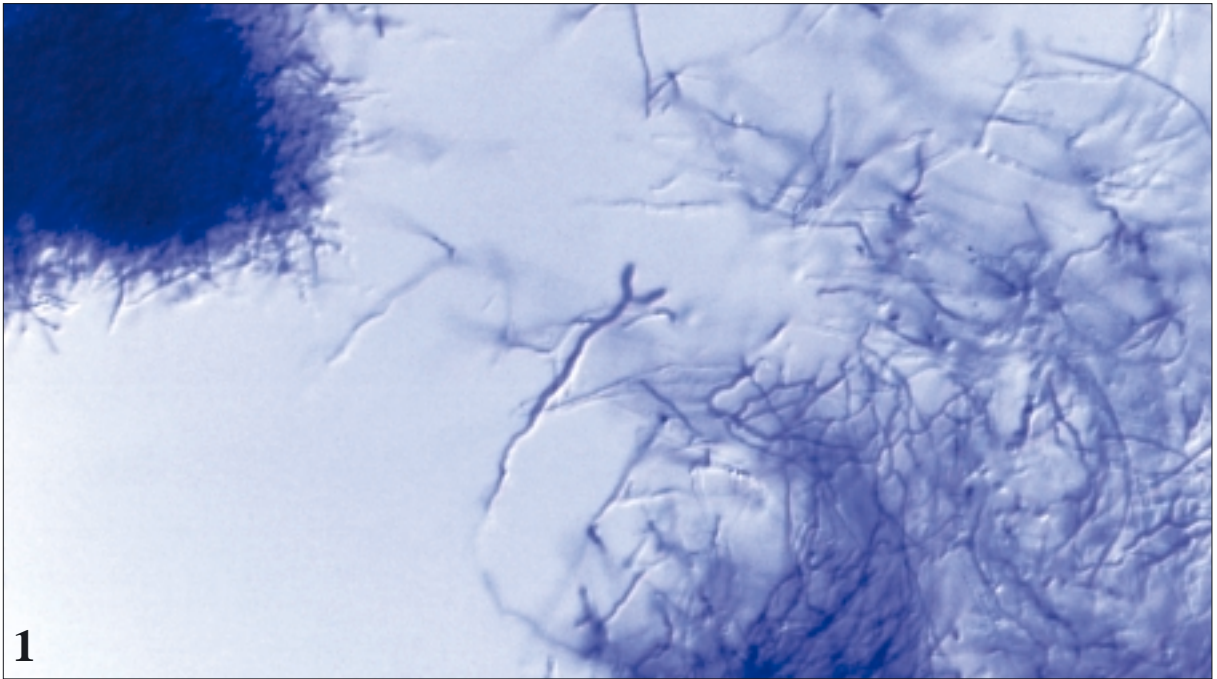
## Morphologie microscopique

- Les filaments mycéliens, cloisonnés, sont classiquement fins et réguliers, parfois toruloïdes. En dissociant un fragment de colonie, on observe des filaments plus larges, moins réguliers. A leur extrémité, on peut mettre en évidence des ornements caractéristiques : dilatation terminale des filaments avec aspect en "tête de clou forgé", ramifications dichotomiques des extrémités des filaments en "chandelier" ou "bois de cerf".
- On peut également visualiser des organes pectinés ou des organes nodulaires, ainsi que des chlamydospores intercalaires.
- Dans les souches duveteuses, on peut observer parfois des microconidies piriformes et très exceptionnellement des macroconidies.

## Commentaire

*T. schoenleinii* donne des colonies habituellement peu pigmentées, surélevées, glabres. Il faut rechercher les ornements, chandeliers ou clous faviques. Ces derniers se révéleront plus volontiers à partir d'une subculture sur gélose au malt. Par transparence, on peut observer en périphérie des colonies ces structures caractéristiques dans la profondeur de la gélose.





***Trichophyton schoenleinii* :**

Aspect en "bois de cerf" (1, objectif 40), en "tête de clou forgé" (2, objectif 100), ou en "chandelier" (3, objectif 100) des filaments mycéliens, visualisé après montage dans du bleu lactique.

# ***Trichophyton soudanense***

Joyeux (1912)

---

## **Epidémiologie et clinique**

Ce dermatophyte anthropophile est fréquent en Afrique Centrale, ainsi qu'en Afrique de l'Ouest et dans l'Est Africain (Somalie, Ethiopie, ...). Ailleurs, et notamment en France, il survenait seulement de manière sporadique, chez des travailleurs immigrés ou des voyageurs. Cependant, avec les regroupements familiaux et le développement de l'adoption d'enfants originaires d'Afrique, il est devenu depuis une vingtaine d'années le principal agent de teigne du cuir chevelu en France.

Il provoque chez l'enfant des teignes tondantes à petites plaques, Wood négatives, qui peuvent persister à l'âge adulte, notamment chez la femme. Plus rarement, il sera à l'origine de teignes inflammatoires, d'épidermophyties circinées et d'onxyis des mains.

## **Examen direct**

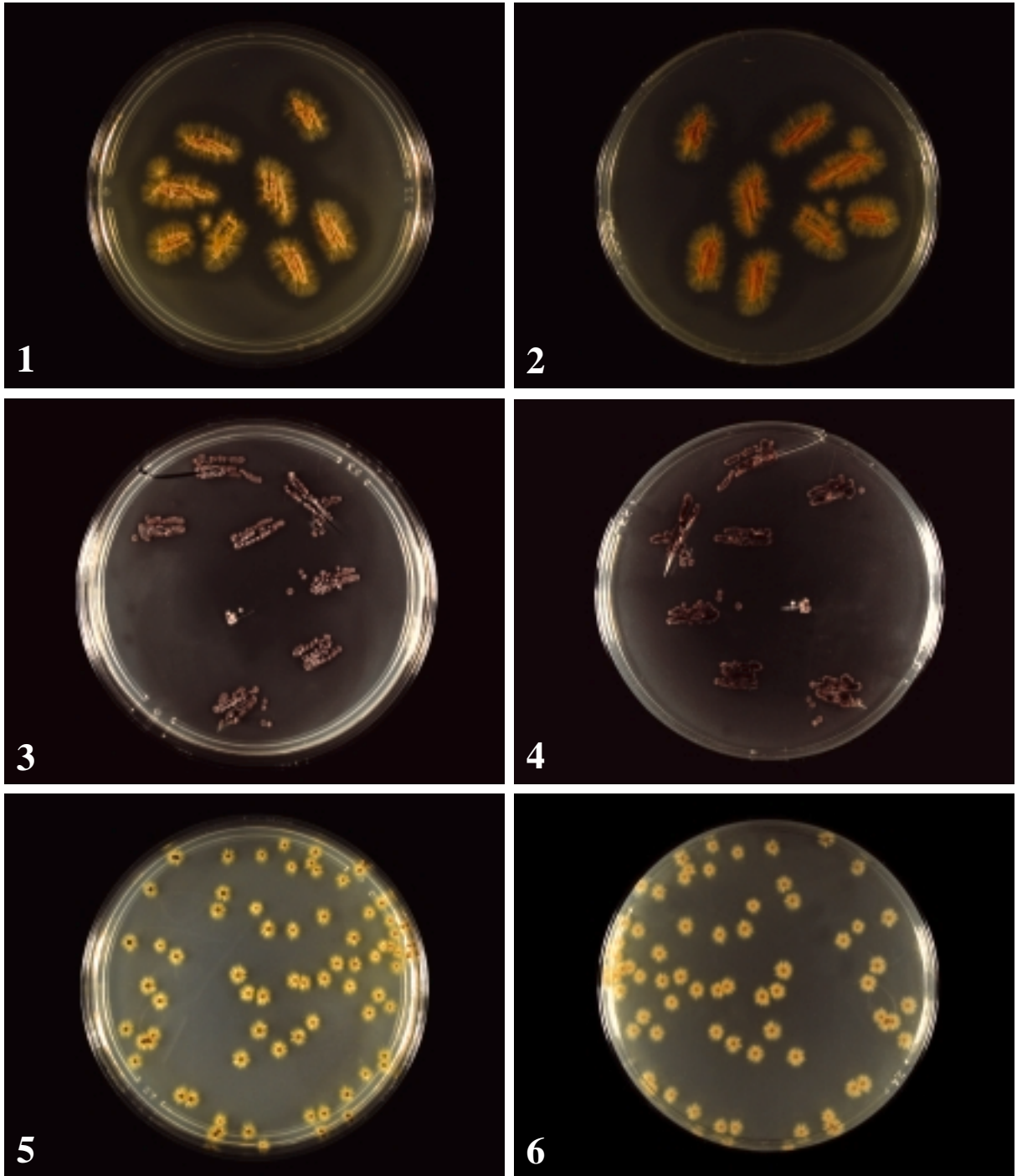
- A partir des cheveux : parasitisme pileaire de type endothrix.
- A partir des squames et des fragments d'ongle : présence de filaments mycéliens.

## **Caractères cultureux**

La croissance est lente : les colonies apparaissent en 10 à 15 jours, et sont caractéristiques en trois à quatre semaines.

Les colonies, d'aspect très polymorphes, mesurent habituellement de 1 à 2 cm de diamètre au bout d'un mois. Elles sont généralement glabres et plissées au centre, avec en périphérie des rayons flexueux immergés dans la gélose donnant un aspect étoilé à la culture. Elles sont typiquement jaune paille à rouille (teinte "abricot sec") au recto comme au verso. En vieillissant, les cultures se plissent et pléomorphisent.

De nombreuses variantes sont possibles, avec des teintes jaune d'or, ocre, rose ou même violette. Certaines souches donnent des colonies plus duveteuses, jaune pâle, sans bordure frangée. Enfin, d'autres souches produisent des colonies ponctiformes, de teinte foncée, brune ou violette.



***Trichophyton soudanense* :**

Cultures sur géloses de Sabouraud âgées de 15 jours. Notez la diversité des aspects culturaux. Les colonies sont typiquement jaune paille à rouille (teinte "abricot sec") (1 et 2), mais de nombreuses variantes sont possibles, avec des teintes violettes (3 et 4) ou jaune d'or (5 et 6).

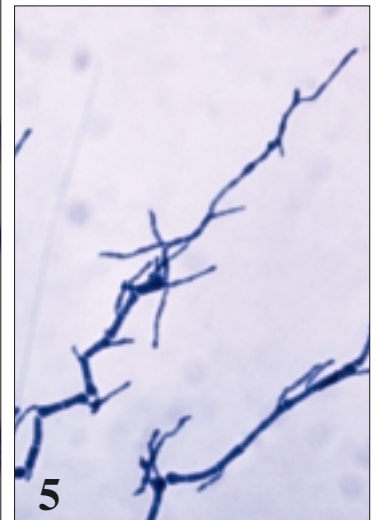
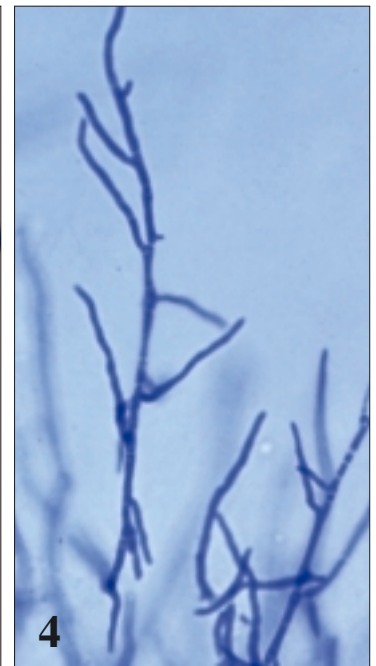
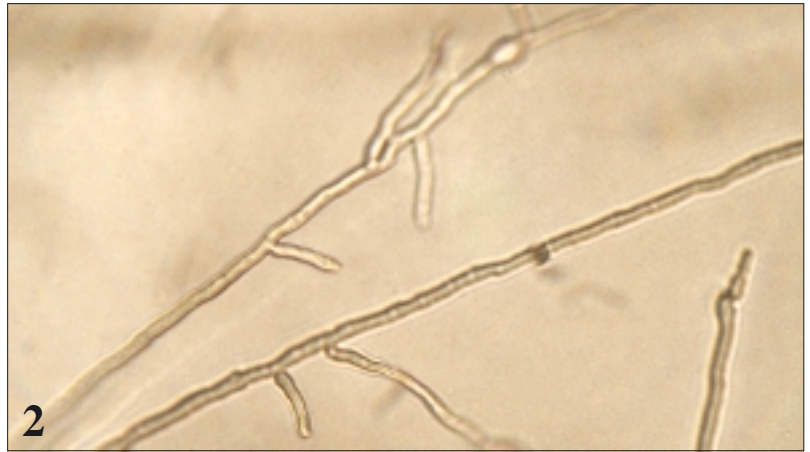
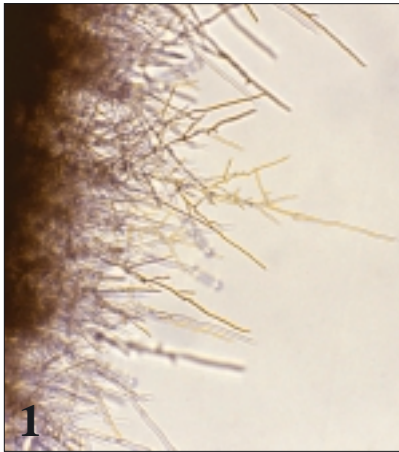
## Morphologie microscopique

- Habituellement, il n'y a ni macroconidie ni microconidie. Quand elles existent, les microconidies sont piriformes à ovoïdes, solitaires ou groupées.
- Les filaments mycéliens sont épais, et se ramifient à angle aigu. Certains filaments secondaires ont une croissance rétrograde donnant un aspect de buisson ou de "fil de fer barbelé". Des chlamydospores sont souvent présentes dans les cultures âgées.
- La recherche d'organes perforateurs *in vitro* est négative.

## n Commentaire

La couleur "abricot sec" des colonies en primoculture et l'aspect des hyphes avec leurs ramifications rétrogrades (à rechercher en périphérie des colonies, dans la profondeur même de la gélose) sont caractéristiques.





***Trichophyton soudanense* :**

Aspect en fil de fer barbelé des filaments mycéliens et ramifications rétrogrades visualisés directement au travers de la culture (1, objectif 20 et 2, objectif 40) ou après montage dans du bleu lactique (3, objectif 100 ; 4 et 5, objectif 20). Il n'y a habituellement pas de sporulation.

# ***Trichophyton terrestre***

Durie et Frey (1957)

---

## **n Epidémiologie et clinique**

C'est un dermatophyte géophile cosmopolite. Saprophyte assez fréquent dans le sol (notamment les terrains sableux), il est souvent retrouvé sur le pelage de petits mammifères sauvages (rongeurs insectivores) et d'animaux familiers (chien, chat). Chez l'homme, il peut être isolé à partir de prélèvements de peau ou de phanères. Cependant, il ne donne habituellement aucune lésion humaine ou animale.

## **Examen direct**

Absence de parasitisme pileaire et absence de filaments mycéliens dans les squames.

n Caractères cultureux

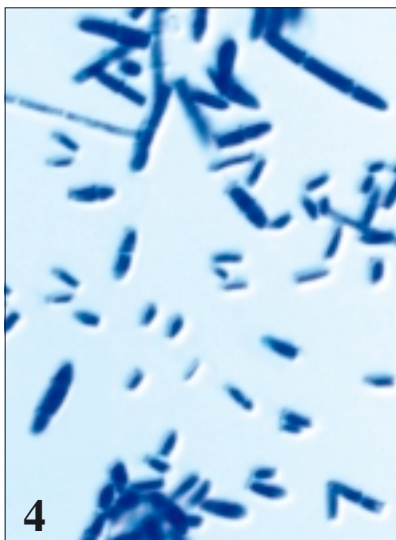
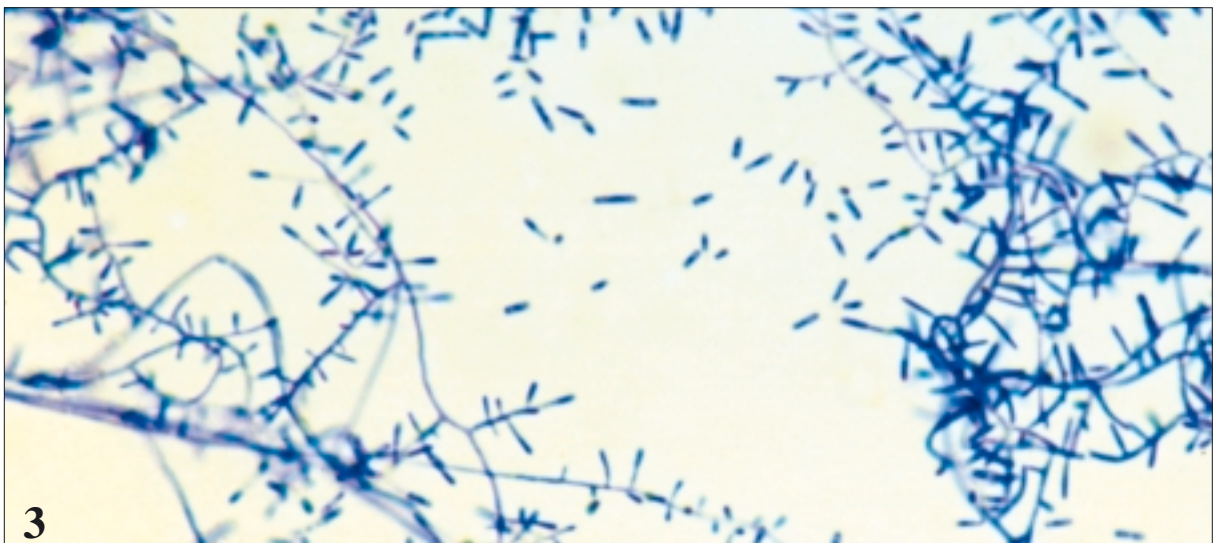
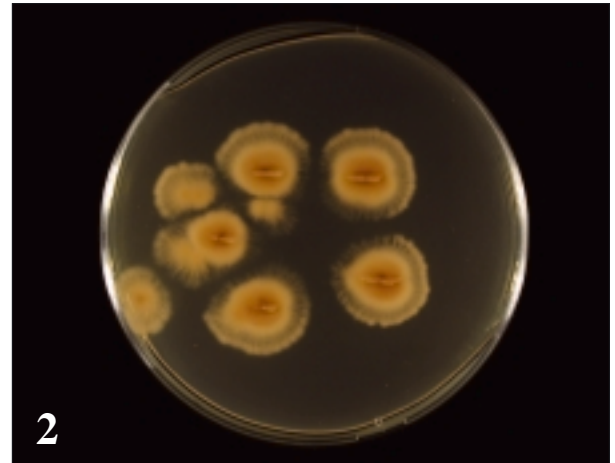
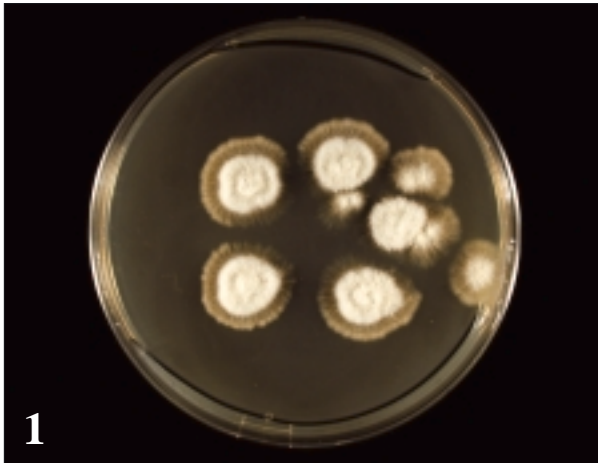
- La croissance est modérément rapide : les colonies apparaissent vers le 8ème jour, et sont caractéristiques au bout de 2 à 3 semaines. Elles ne poussent pas à 37°C.
- Les colonies sont planes, poudreuses au centre, duveteuses en périphérie. De couleur blanche à jaunâtre (surtout au centre) au recto, elles sont brun-jaune au verso. Certaines souches produisent un pigment rouge.

## **Morphologie microscopique**

- A partir des filaments mycéliens, cloisonnés et réguliers, naissent de très nombreuses macroconidies et microconidies. Les macroconidies, en massue, ont des parois lisses et minces. De taille variable, elles comportent 2 à 8 logettes. Les microconidies, en massue ou piriformes, sont parfois implantées sur de courtes ramifications des filaments.
- Il existe de nombreuses formes intermédiaires entre les macroconidies et les microconidies.
- La recherche d'organes perforateurs in vitro est positive.

## **Commentaire**

T. terrestre ressemble à T. mentagrophytes, mais les microconidies sont allongées et souvent pédonculées. Les macroconidies sont cylindriques et, contrairement à T. mentagrophytes, T. terrestre ne pousse pas à 37°C.



***Trichophyton terrestris* :**

Culture sur gélose de Sabouraud âgée de 10 jours (1 et 2).

Les macroconidies et microconidies sont abondantes (3, objectif 20), avec des formes intermédiaires très nombreuses (4, objectif 40). Par ailleurs, les microconidies piriformes ou en massue sont parfois implantées sur de courtes ramifications des filaments (5, objectif 100).

# ***Trichophyton tonsurans***

Malmsten (1845)

---

## **Epidémiologie et clinique**

C'est un dermatophyte anthropophile, rencontré principalement sur le continent américain. En France, son introduction provient essentiellement de Guyane et des Caraïbes, notamment de Haïti et des Antilles françaises.

Il provoque des teignes tondantes à petites plaques (Wood négatif), des épidermophyties circinées, et plus rarement des onyxis des mains.

## **Examen direct**

- A partir des cheveux : parasitisme pileaire de type endothrix.
- A partir des squames et des fragments d'ongle : présence de filaments mycéliens.

## **Caractères cultureux**

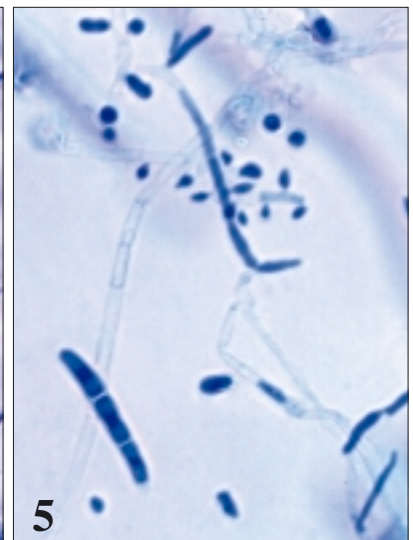
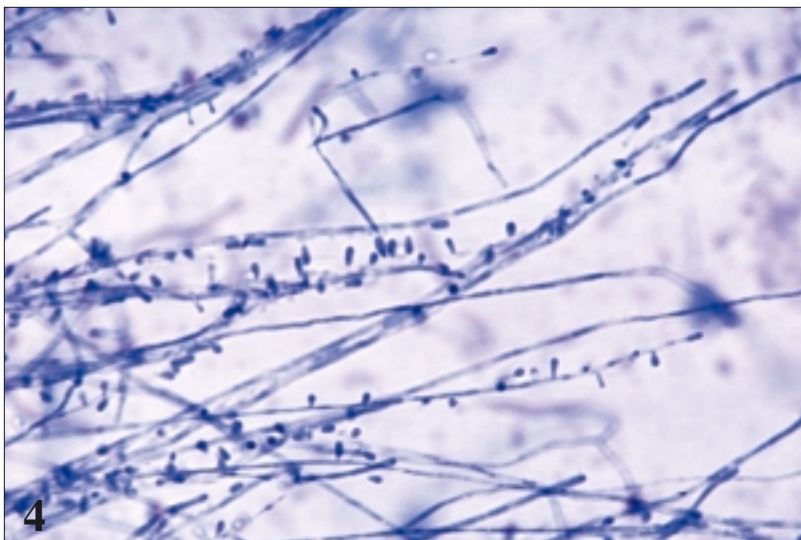
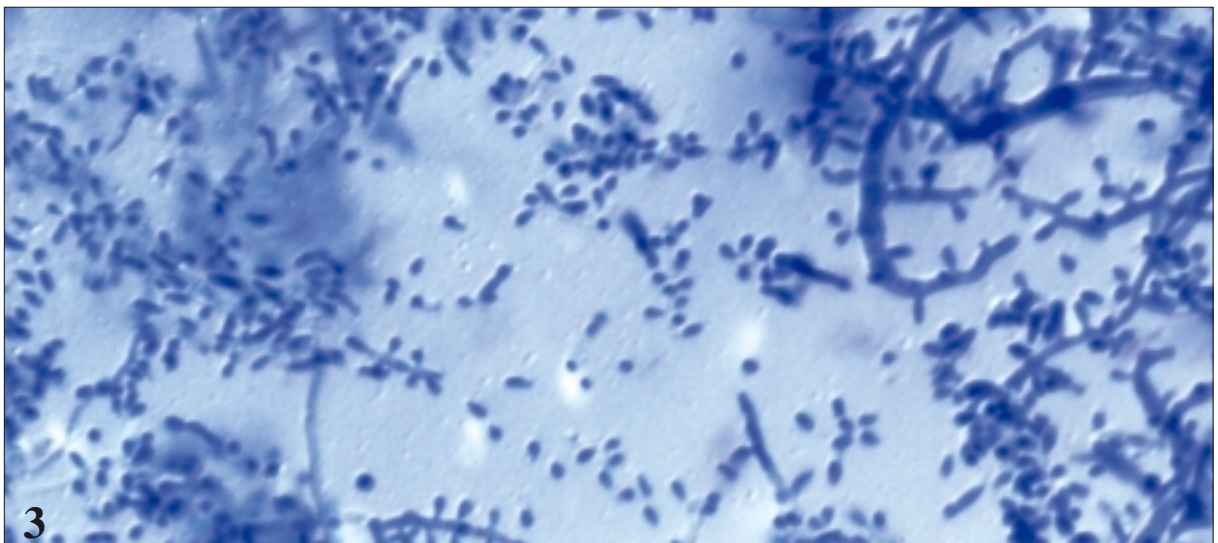
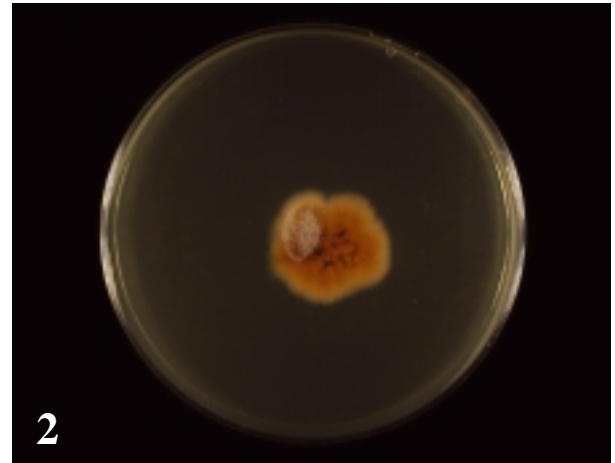
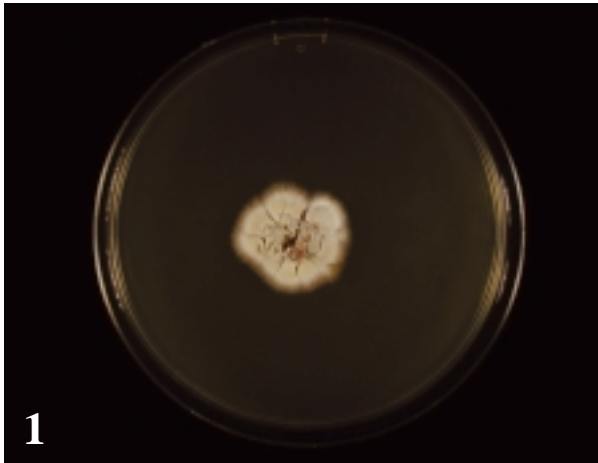
La croissance est lente : les colonies apparaissent en 14 jours environ, et sont caractéristiques en 4 semaines. Les colonies, de texture variable, sont souvent de consistance cartonnée. D'autres, au pourtour légèrement irrégulier, sont poudreuses ou veloutées, surélevées au centre (variété *acuminatum*). D'autres encore sont plissées (variété *cérébriforme*) ou cratériforme. La couleur est également variable : blanche ou jaunâtre à jaune soufre (variété *sulfureum*), avec un verso beige à brun-rouge.

## **Morphologie microscopique**

- Les filaments mycéliens, épais, sont souvent ramifiés à angle droit. On observe de très nombreuses microconidies disposées en acladium, de dimensions et de formes variées (piriformes à base large, rondes ou en massue), des chlamydospores terminales ou intercalaires. De rares macroconidies, à paroi lisse et mince, sont parfois observées, mesurant 20 à 50 µm de long et comportant de une à cinq logettes.
- La recherche d'organes perforateurs in vitro peut être positive.

## **Commentaire**

*Trichophyton tonsurans* se distingue de *T. mentagrophytes* par le polymorphisme de ses microconidies et l'absence de vrilles. Contrairement à *T. soudanense*, autre agent de teigne trichophytique, la plupart des souches produisent de nombreuses microconidies. Enfin, il se distingue des souches africaines ou asiatiques de *T. rubrum* par la couleur brune (et non rouge vineux) de ses colonies au verso.



***Trichophyton tonsurans* :**

Culture sur gélose de Sabouraud âgée de 10 jours (1 et 2).

Microscopiquement, on observe de très nombreuses microconidies disposées en accladium, piriformes, rondes ou en massue (3 et 4, objectif 40), et des filaments épais, souvent ramifiés à angle droit (3). Les macroconidies sont rares (5, objectif 100).

# ***Trichophyton verrucosum* (= *T. ochraceum*)**

Bodin (1902)

---

## **Epidémiologie et clinique**

Ce dermatophile zoophile et cosmopolite est un parasite habituel des bovins et des ovins. La transmission à l'homme s'effectue par contact direct avec des animaux infectés (darts), ou indirectement par les murs, barrières, instruments d'étable (harnais, ...) souillés. Il détermine des épidermophyties circonscrites sèches en croûtes concentriques, des teignes, des sycosis et des folliculites inflammatoires, plus rarement des teignes tondantes trichophytiques.

L'examen des lésions sous lampe de Wood est négatif.

## **Examen direct**

- A partir des cheveux ou poils : parasitisme endo-ectothrix de type mégaspore.
- A partir des squames : présence de filaments mycéliens arthrosporés.

## **Caractères cultureux**

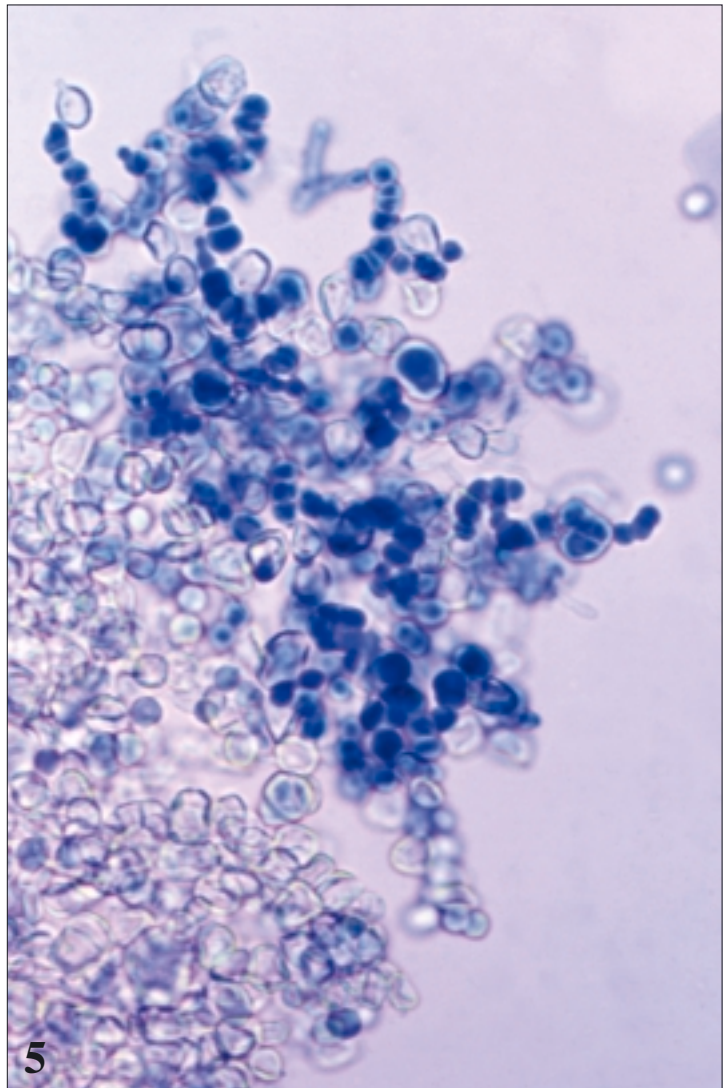
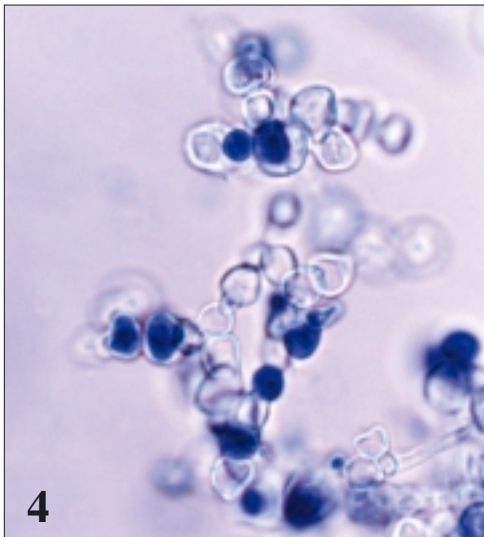
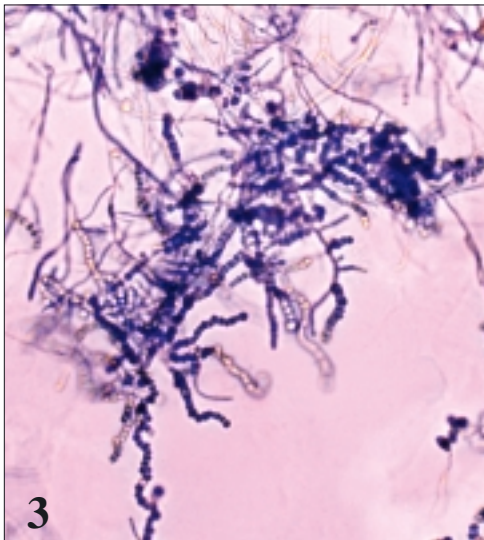
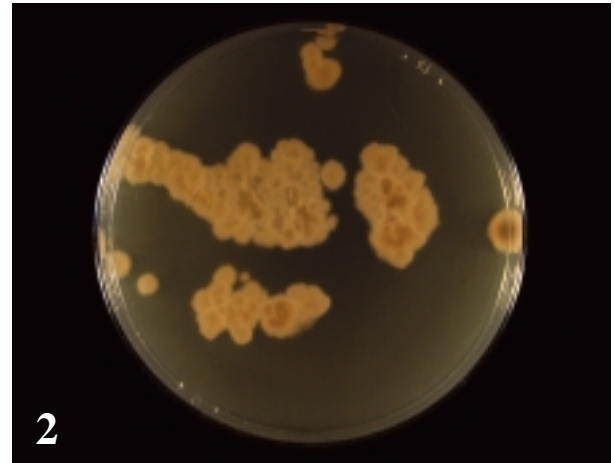
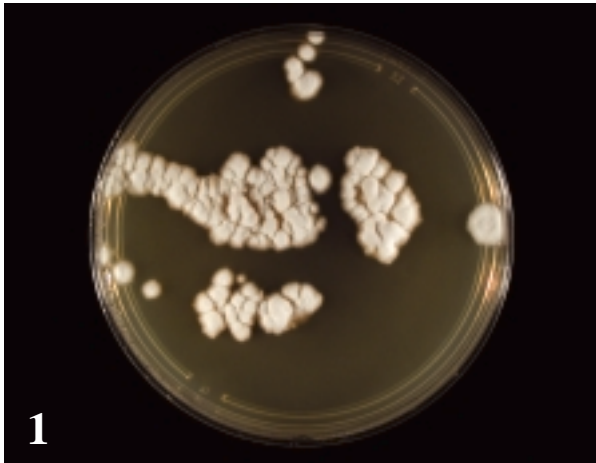
- La croissance est très lente : les colonies apparaissent après le 15<sup>ème</sup> jour, et sont caractéristiques au bout de 4 à 6 semaines. Elle est plus rapide à 32°C, et elle est stimulée par l'inositol.
- Les colonies sont typiquement verruqueuses, glabres ou finement duveteuses, mais parfois cireuses ou cérébriformes. Elles sont blanches ou brun clair, parfois plus ocres (*T. ochraceum*). Le verso est brun.

## **Morphologie microscopique**

- Sur gélose de Sabouraud, comme sur milieu Brain-Heart ou sur gélose au malt, les filaments mycéliens, cloisonnés, sont d'abord fins et réguliers, puis prennent un aspect toruloïde. Il n'y a pas de sporulation sur ces milieux. Par contre, sur certains milieux riches (Lactrimel de Borrel, ...), on peut obtenir quelques microconidies piriformes et des macroconidies en fuseau ou en massue.

## **Commentaire**

Toute suspicion clinique de *T. verrucosum* nécessite l'ensemencement du prélèvement sur plusieurs géloses de Sabouraud additionnées de cycloheximide et sur milieu Brain-Heart gélosé avec incubation à 25°C et à 32°C. Les filaments toruloïdes sont plus souvent retrouvés sur milieu Brain-Heart. La croissance est stimulée par la thiamine et l'inositol.



***Trichophyton verrucosum* :**

Culture sur gélose de Sabouraud âgée de 15 jours (1 et 2).

Les filaments mycéliens, cloisonnés, sont d'abord fins et réguliers, puis prennent un aspect toruloïde (3, objectif 20; 4 et 5, objectif 100). Il n'y a pas de sporulation habituellement.

# ***Trichophyton violaceum***

Bodin (1902)

---

## **Epidémiologie et clinique**

C'est un dermatophyte anthropophile rencontré principalement autour du bassin méditerranéen (en particulier en Afrique du Nord), ainsi qu'en Afrique Centrale, au Moyen Orient et en Europe de l'Est. Des foyers existent aussi sur le continent Américain.

Il provoque des teignes tondantes trichophytiques touchant les enfants d'âge scolaire et les femmes. Plus rarement, il sera à l'origine de teignes inflammatoires, de sycosis, d'épidermophyties circinées ou d'onyxis. Enfin, il peut aussi déterminer une maladie dermatophytique.

## **Examen direct**

- A partir des cheveux ou des poils : parasitisme pileaire de type endothrix.
- A partir des squames et des fragments d'ongle : présence de filaments mycéliens.

## **Caractères cultureux**

La croissance est lente : les colonies apparaissent vers le 12ème-15ème jour, et sont caractéristiques en 3 à 4 semaines. Elles sont petites (quelques mm de diamètre), bombées, glabres et humides. D'abord blanches, elles deviennent ensuite roses, puis violettes au recto comme au verso. Dans les cultures âgées, la surface se creuse de plis radiés. Certaines colonies restent cependant blanches, c'est la variété glabrum.

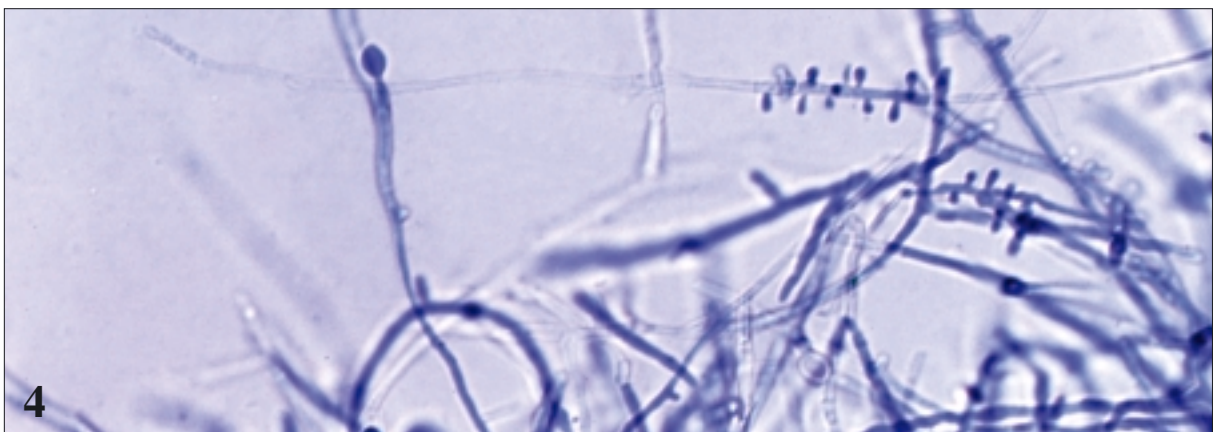
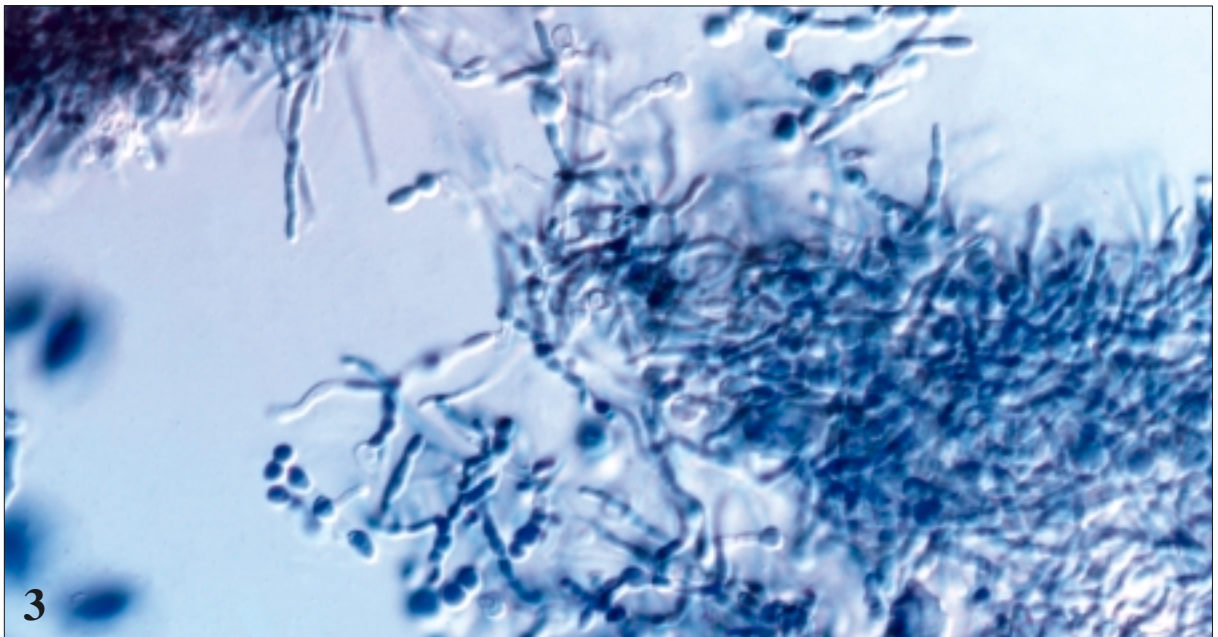
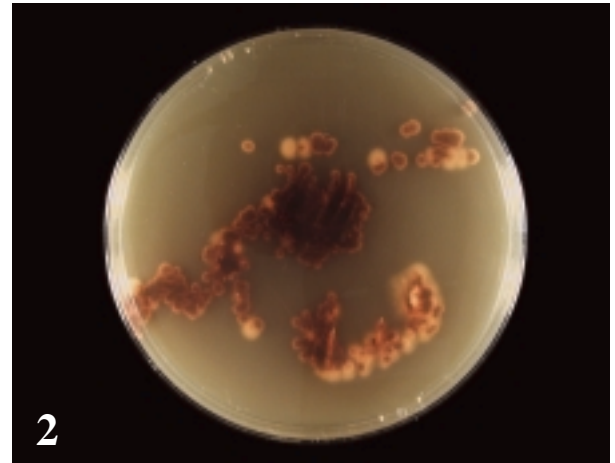
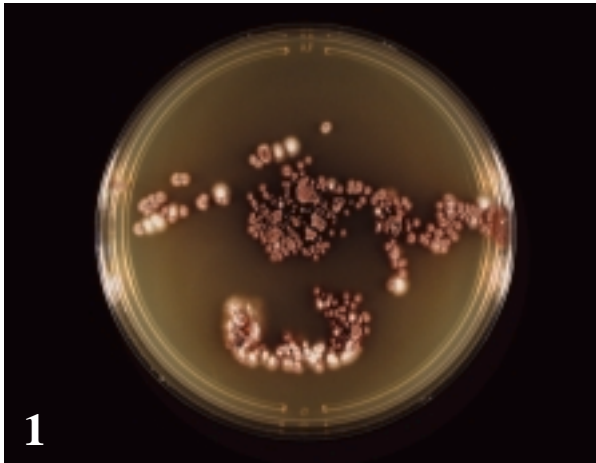
## **Morphologie microscopique**

- Les filaments mycéliens sont irréguliers, d'aspect tortueux, voire toruloïdes, avec des chlamydospores intercalaires parfois disposées en chaînettes.
- Il n'y a habituellement ni macroconidie ni microconidie, sauf sur les milieux enrichis en thiamine.

## **Commentaire**

*Trichophyton violaceum* produit des petites colonies humides, glabres et typiquement violettes au verso et au recto. Elles perdent souvent toutefois leur pigment au cours des repiquages. Elles peuvent être confondues avec *T. verrucosum*. Mais, *T. verrucosum*, qui pousse mieux à 37°C que *T. violaceum*, est une espèce zoophile issue principalement des bovidés.





***Trichophyton violaceum* :**

Culture sur gélose de Sabouraud âgée de 15 jours (1 et 2).

Microscopiquement, il se caractérise par l'absence habituelle de sporulation et par l'aspect irrégulier des filaments mycéliens (3, objectif 40). Plus rarement, on peut observer des microconidies piriformes, disposées en acladium (4, objectif 100).



# Références

## Références générales conseillées

---

ANOFEL. Parasitologie - Mycologie. Edition CR Format Utile 2002. Association Française des Enseignants de Parasitologie. 2002, 494 pp.

BADILLET G. Dermatophyties et dermatophytes. Atlas clinique et biologique. Editions Varia Paris, 1991, 3ème édition, 303 pp.

CHABASSE D., GUIGUEN C., CONTET-AUDONNEAU N. Mycologie médicale. Masson, 1999, 324 pp.

CONTET-AUDONNEAU N., CHABASSE D., GUIGUEN C. Mycologic : Encyclopédie multimédia de Mycologie Médicale, 1998. CDRom commercialisé par Logitel – France Med, 2-4 rue Montesquieu, 54000 Nancy. <http://www.francemed.org>

DE HOOG G.S., GUARRO J., GENÉ J., FIGUERAS M.J. Atlas of clinical fungi. Centraalbureau voor Schimmelcultures, Baarn, Pays-Bas, 2001, 2ème édition, 1-26.

FEUILHADE DE CHAUVIN M. Mycoses métropolitaines. Encyclopédie Médico-Chirurgicale (Elsevier Paris) Dermatologie, 12-320-a-10 1998.

GRILLOT R. Les mycoses humaines : démarche diagnostique. Collection optionbio. Elsevier Editeur, 1997, 392 pp.

KANE J., SUMMERBELL R., SIGLER L., KRAJDEN S., LAND G. A clinical guide and laboratory manual of dermatophytes and other filamentous fungi from skin, hair and nails. Star Publishing Company, Belmont, California, USA, 1997, 344 pp.

KWON-CHUNG K.J., BENNETT J.E. Medical mycology. Lea et Febiger, Londres, 1992, 886 pp.

SABOURAUD R. Les teignes. Masson, Paris, 1910, 855 pp.

# Références spécifiques

---

## Epidémiologie

---

ALY R. Ecology, epidemiology and diagnosis of *Tinea capitis*. *Pediatr. Infect. Dis.*, 1999, 18 : 180-185.

BADILLET G., PUISSANT A., JOURDAN-LEMOINE M., BARRAULT D. Pratique du judo et risque de contamination fongique. *Ann. Dermatol. Vénéréol. (Paris)*, 1982, 109 : 661-664.

BENSIGNOR E., FEUILHADE DE CHAUVIN M. *Microsporum versicolor* (Sabouraud) Guiard et Grigorakis 1929 chez l'animal et chez l'homme ; Etude "in vitro" et revue de la littérature. *Rev. Méd. Vét.*, 1999, 175 : 45-60.

BOUCHER S., NOUAILLE L. Les teignes des lapins et leur traitement en France : une synthèse. *World Rabbit Science*, 2001, 9 : 39-45.

BOUCHER S. Teignes des rongeurs et des lagomorphes de campagne. *Le Point Vétérinaire*, 2001, 220 : 32-38.

CHABASSE D., GUIGUEN C., COUTARMANAC'CH A., LAUNAY H., REECH V., de BIEVRE C. Contribution à la connaissance de la flore fongique des petits mammifères sauvages et du lapin de garenne. Discussion sur les espèces fongiques rencontrées. *Ann. Parasitol. Hum. Comp.*, 1987, 62 : 357-368.

CHABASSE D. Les dermatophytes telluriques isolés en France depuis 1964. Aspects évolutifs. *Bull. Soc. Fr. Mycol. Méd.*, 1989, 18 : 283-288.

CHABASSE D., CIMON B., DE GENTILE L., BOUCHARA J.P. Les mycoses transmises de l'animal à l'homme. Modalités épidémiologiques et conduite pratique du diagnostic au laboratoire. *Rev. Fr. Lab.*, 1991, 228 : 77-82.

CHABASSE D., CONTET-AUDONNEAU N. Du saprophytisme au parasitisme. Epidémiologie des champignons kératinophiles isolés du sol. *J. Mycol. Méd.*, 1994, 4 : 80-89.

CHABASSE D., CHANTRY D., BOUSSIN G., DE GENTILE L., GABIN L., SIX P., CIMON B., BOUCHARA J.P. Surveillance de la flore fongique des sols en milieu sportif. *Santé Publique*, 1995, 2 : 141-149.

CHABASSE D., BARALE T. Mycoses et activités sportives. *Rev. Fr. Lab.*, 1997, 298 : 45-50.

- CHABASSE D., BARAN R., FEUILHADE DE CHAUVIN M. Les onychomycoses. I. Epidémiologie, étiologie. J. Mycol. Méd., 2000, 10 : 177-190.
- CHERMETTE R. Les teignes zoonoses. Aspects épidémiologiques. Le Point Vétérinaire, 1981, 13 : 63-66.
- COLOE S.V., BAIRD R.W. Dermatophyte infections in Melbourne : trends from 1961/64 to 1995/96. Pathology, 1999, 31 :395-397.
- COMMANDRE F.A., FOURRE J.M., ETIENNE J.C., TALBOT P. Pathologie mycosique et pratique des sports. Méd. Hyg., 1980, 358 : 2533-2535.
- CONTET-AUDONNEAU N., DAVRIL A., HANESSE B., KINTZ C., SCHMUTZ J.L., PERCEBOIS G. Prévalence des dermatophytes des pieds chez le sujet sain. J. Mycol. Méd., 2001, 11 : 135-141.
- CREMER G., BOUSSELOUA N., ROUDOT-THORAVAL F., HOUIN R., REVUZ J. Tinea capitis : une étude sur dix ans à Créteil, France. Ann. Dermatol. Vénérol., 1998, 125 : 171-173.
- DEVELOUX M., DIENG M.T., N'DIAYE M., N'DIR O., N'DIAYE B. Les teignes de l'adulte au Sénégal. J. Mycol. Méd., 2002, 12 : 25-29.
- DESTANDT N., NOLARD N. Dermatophytes and swimming pools : seasonal fluctuations. Mycoses, 1988, 31 : 495-400.
- FEUILHADE M., LACROIX C. Epidémiologie des teignes du cuir chevelu. Presse Méd., 2001, 30 : 499-504.
- GARETTA G., MANCIANTI F., AJELLO L. Dermatophytes and keratinophilic fungi in cats and dogs. Mycoses, 1989, 32 : 620-626.
- GUILLOT J. Le diagnostic biologique des mycoses animales. Rev. Fr. Lab., 1999, 310 : 57-64.
- GUPTA A., SUMMERBELL R. Tinea capitis. Med. Mycol., 2000, 38 : 255-287.
- HAY R.J., ROBLES W., MIDGLEY G., MORRE M.K Tinea capitis in Europe : new perspective on an old problem. J. Eur. Acad. Dermatol. Venereol., 2001, 45 : 320-321.
- MIGNON B., BROUTA F., DESCAMPS F., LOSSON B. Le portage asymptomatique de *Microsporum canis* chez le chat. Ann. Méd. Vét., 2001, 145 : 174-177.
- MOUSSONGO J., MIEGEVILLE M. Teignes à *Trichophyton soudanense*. Enquêtes familiales à partir de plusieurs cas isolés au Centre Hospitalier de Nantes. Enquête scolaire dans le district de Nantes. J. Mycol. Méd., 1998, 8 : 18-20.

SVEIGGOARD E.L. Epidemiology of dermatophytes in Europe. *Int. J. Dermatol.*, 1995, 34 : 525-528.

VANBREUSEGHEM R. Technique biologique par l'isolement des dermatophytes du sol. *Ann. Soc. Belge Méd. Trop.*, 1952, 52 : 175-178.

145 :

VIGUIE-VALLANET C., SAVAGLIO N., PIAT C., TOURTE-SCHAEFER C. Epidémiologie de teignes à *Microsporum langeronii* en région Parisienne. Résultats de deux enquêtes scolaires et familiales. *Ann. Dermatol. Vénéreol.*, 1997, 124 : 696-699.

VIGUIE-VALLANET C. Dermatophyties zoophiles. *Concours Méd.*, 2001, 1213 : 1657-1661.

WEILL F., BERNIER V., MALEVILLE J. Epidémiologie des teignes du cuir chevelu à *Microsporum audouinii* var. *langeronii* dans un groupe scolaire bordelais. *J. Mycol. Méd.*, 1999, 9 : 52-56.

WEITZMAN I., CHIN N.X., KUNJUKUN FU M., DELLA-LATTA P. A survey of dermatophytes isolated from human patients in the United States from 1993 to 1995. *J. Am. Acad. Dermatol.*, 1998, 39 : 255-261.

WEITZMAN I., SUMMERBELL R.C. The dermatophytes. *Clin. Microbiol. Rev.*, 1995, 8 : 240-259.

## Clinique

---

BARAN R., CHABASSE D., FEUILHADE DE CHAUVIN M. Les onychomycoses. II. Approche diagnostique. *J. Mycol. Méd.*, 2001, 11 : 5-13.

CHABASSE D., CONTET-AUDONNEAU N. Mycoses superficielles à dermatophytes observées en France métropolitaine. Dans: Parasitoses et mycoses courantes de la peau et des phanères, CHABASSE D., CAUMES E. Guides MédiBio. 2003: 77-96.

CHABASSE D., CONTET-AUDONNEAU N., DUNAND J. Dermatomycoses superficielles tropicales (à l'exception des teignes). Dans: Mycoses d'importation, CHABASSE D., DEVELOUX M. Guides MédiBio. 2003: 17-29.

FEUILHADE DE CHAUVIN M., DUBERTRET L. Infections à dermatophytes de pathologie à VIH. *J. Mycol. Méd.*, 1995, 5 : 8-10.

KICK G., KORTING H.C. The definition of *Trichophyton rubrum* syndrome. *Mycoses*, 2001, 44 : 167-171.

LACROIX C., FEUILHADE M. Teignes du cuir chevelu d'importation observées en France métropolitaine. Dans: Mycoses d'importation, CHABASSE D., DEVELOUX M. Guides MédiBio. 2003: 3-15.

SHAH P.C., KRAYDEN S., KANE J., SUMMERBELL R.C. Tinea corporis caused by *Microsporum canis* : report of a nosocomial outbreak. Eur. J. Epidemiol., 1988, 4 : 33-38.

SNIDER R., LANDERS S., LEVY M.L. The ringworm riddle : an outbreak of *Microsporum canis* in the nursery. Pediatr. Infect. Dis. J., 1993, 12 : 145-148.

VIGUIE-VALLANET C. Les teignes. Ann. Dermatol. Vénéréol., 1999, 126 : 349-356.

ZAIAS N., REBELL G. Chronic dermatophytosis syndrome due to *Trichophyton rubrum*. Int. J. Dermatol., 1996, 35 : 614-617.

## Thérapeutique

---

Antifongiques dans les mycoses cutané-muqueuses.  
<http://afssaps.sante.fr/htm/5/5121c.htm>

FEUILHADE DE CHAUVIN M., BARAN R., CHABASSE D. Les onychomycoses. III. Traitement. J. Mycol. Méd., 2001, 11 : 205-215.



## Techniques

---

AJELLO L., GEORG L.K. In vitro hair cultures for differentiating between a typical isolates of *Trichophyton mentagrophytes* and *Trichophyton rubrum*. *Mycopath. Mycol. Appl.*, 1957, 7 : 3-17.

BORELLI D. Medios caseros para mycologia. *Arch. Venez. Med. Trop. Parasit. Med.*, 1962, 4 : 301-310.

CONTET-AUDONNEAU N., BASILE A.M., PERCEBOIS G. Un atout pour l'examen direct en mycologie médicale : le noir chlorazole. *Bull. Soc. Fr. Mycol. Méd.*, 1989, 17 : 341-344.

KAMINSKI G. The routine use of modified Borelli's Lactrimel agar (MBLA). *Mycopathologia*, 1985, 91 : 57-59.

KANE J., FISCHER J.B. The differentiation of *Trichophyton rubrum* and *T. mentagrophytes* by use of Christensen's urea broth. *Can. J. Microbiol.*, 1971, 17 : 911-913.

MONOD M, BAUDRAZ-ROSSELET F., RAMELET A.A., FRENK E. Direct mycological examination in dermatology: a comparison of different methods. *Dermatologica* 1989, 179 : 183-186.

SALKIN I.F., PADHYE A.A., KEMNA M.E. A new medium for the presumptive identification of dermatophytes. *J. Clin. Microbiol.*, 1997, 35 : 2660-2662.

SUMMERBELL R.C., ROSENTHAL S.A., KANE J. Rapid method for differentiation of *Trichophyton rubrum*, *Trichophyton mentagrophytes* and related dermatophyte species. *J. Clin. Microbiol.*, 1988, 26 : 2279-2282.

## Biologie moléculaire

---

FAGGI E., PINI G., CAMPISIS E., BERTELLINI C., DIFONZA E., MANCIANTI F. Application of PCR to distinguish common species of dermatophytes. *J. Clin. Microbiol.*, 2001, 39 : 3382-3385.

GRASER Y., EL FARI M., PRESBER W., STERRY W., TIETZ H.J. Identification of common dermatophytes (*Trichophyton*, *Microsporum*, *Epidermophyton*) using polymerase chain reactions. *Br. J. Dermatol.*, 1998, 138 : 576-582.

GRASER Y., EL FARI M., VILGALYS R., KUIJPERS A.F.A., DE HOOG G.S., PRESBER W., TIETZ H.J. Phylogeny and taxonomy of the family Arthrodermataceae (dermatophytes) using sequence analysis of the ribosomal ITS region. *Med. Mycol.*, 1999, 37 : 105-114.



# Glossaire

## A

<b>Acladium</b>	Disposition des spores insérées directement sur les côtés d'un filament végétatif, de part et d'autre du filament.
<b>Actidione</b>	Nom commercial du cycloheximide, antibiotique antifongique, qui, inclus dans les milieux de culture, inhibe la croissance de nombreuses moisissures.
<b>Agar</b> <b>(= agar-agar)</b>	Polymère de l'agarose qui rentre dans la composition des milieux de culture solides en microbiologie. Aussi appelé gélose.
<b>Aleurie</b> <b>(= aleuriospore)</b>	Spore asexuée externe formée latéralement ou à l'extrémité d'un filament, à partir d'éléments préexistants du thalle (type thallique solitaire). Elle présente habituellement une base tronquée, correspondant à la cicatrice de libération.
<b>Ampulliforme</b>	En forme d'ampoule.
<b>Anamorphe</b>	Se dit d'un état de fructification asexué (ou imparfait) rencontré chez un champignon.
<b>Anthéridie</b>	Organe de reproduction mâle des Ascomycètes.
<b>Anthropophile</b>	Se dit d'un champignon qui se développe préférentiellement ou exclusivement chez l'homme. Exemple : les dermatophytes anthropophiles sont des parasites humains exclusifs.
<b>Arthrospore</b>	Spore asexuée issue de la fragmentation progressive et rétrograde d'un filament au niveau des septa. Aussi appelée arthroconidie.
<b>Ascocarpe</b>	Terme général pour un organe de reproduction sexué formé d'un stroma contenant les asques (gymnothèces – cléistothèces – périthèces).
<b>Ascogone</b>	Organe de reproduction femelle des Ascomycètes
<b>Ascomycète</b>	Champignon à thalle levuriforme ou septé dont la reproduction sexuée est assurée de manière endogène, par production d'ascospores à l'intérieur d'un asque. Aussi appelés Ascomycotina.
<b>Ascomycotina</b>	Voir Ascomycètes.
<b>Ascospore</b>	Spore sexuée produite de manière endogène à l'intérieur d'un asque et caractéristique des Ascomycètes.
<b>Asque</b>	Formation sexuée chez les Ascomycètes, soit arrondie (asque protunique), soit allongée avec une seule paroi (asque unitunique) ou avec deux parois (asque bitunique). Elle renferme à maturité les ascospores.

## B

**Boîte de Pétri** Récipient plat en verre ou en plastique avec base et couvercle permettant de couler les milieux de culture en microbiologie (milieu de Sabouraud notamment).

## C

**Caryogamie** Fusion de deux noyaux compatibles qui survient après la plasmogamie.

**Cérébriforme** Qualifie une colonie caractérisée par un aspect surélevé et plissé, évoquant des circonvolutions cérébrales.

**Champignon** (en Anglais Fungi) Vient d'un vieux mot français, Champignuel, du latin campagniolus : qui vit dans les champs. Au sens littéraire (Larousse, Petit Robert), il désigne un végétal formé d'un pied surmonté d'un chapeau correspondant à de nombreuses espèces comestibles ou vénéneuses. Sur un plan scientifique, il définit tout organisme appartenant au règne des Mycètes.

**Chandelier** Aspect de certains filaments mycéliens qui présentent à leur extrémité de nombreuses ramifications dichotomiques évoquant un chandelier (fréquemment observé chez *T. schoenleinii*).

**Chlamydospore** Forme de résistance produite par les champignons lorsque les conditions deviennent défavorables et caractérisée par une paroi très épaisse. Elle se forme à partir d'un article du filament mycélien (ou parfois d'un article d'une spore pluricellulaire, chez les *Fusarium*). Il ne s'agit pas réellement d'une spore car il n'y a pas de mécanisme de libération.

**Clou** Formation du mycélium observée chez *T. schoenleinii* : dilatation terminale d'un filament, aplatie à son sommet, évoquant un clou.

**Conidie** Spore asexuée externe. Chez les champignons produisant plusieurs types de conidies, on peut y ajouter selon leur taille les préfixes micro- (spores souvent unicellulaires) ou macro- (spores souvent pluricellulaires).

**Conidiogénèse** Ensemble des mécanismes intervenant dans la production des conidies.

**Corémie** Faisceau de filaments disposés parallèlement les uns aux autres, réalisant ainsi des mèches mycéliennes parfois visibles pour certains dermatophytes (exemple : *T. rubrum*).

**Cycloheximide** Voir Actidione®.

## D

<b>Dermatophyte</b>	Champignon kératinophile à l'origine de lésions superficielles de la peau et des phanères.
<b>Dermatophytie</b>	Mycose produite par un dermatophyte.
<b>Dermatophytide</b>	Eruption cutanée d'origine allergique, liée à la présence d'un dermatophyte à distance. Aussi appelée trichophytide.
<b>Dyshidrose</b>	Eruption cutanée volontiers vésiculeuse et prurigineuse simulant un eczéma. Elle siège habituellement sur les faces latérales des doigts de la main, sur la paume des mains et la plante des pieds. Elle peut être due à une sensibilisation à des antigènes fongiques.

## E

<b>Echinulé</b>	Se dit d'une paroi fongique (spores ou filaments) qui est recouverte d'aspérités plus ou moins marquées. Synonyme : verruqueux.
<b>Endothrix</b>	Type de parasitisme pileaire se traduisant par la présence de spores et/ou de filaments mycéliens uniquement à l'intérieur du cheveu ou du poil.
<b>Endo-ectothrix</b>	Type de parasitisme pileaire se traduisant par la présence de filaments mycéliens intra-pilaires et de spores (nées de la fragmentation de filaments mycéliens intra-pilaires) autour du cheveu ou du poil.
<b>Eczéma marginé de Hebra</b>	Terme de moins en moins usité pour désigner une dermatophytie inguino-crurale.
<b>Epidermophytie</b>	Mycose superficielle de la peau (épiderme) provoquée habituellement par un dermatophyte.

## F

<b>Favique</b>	Type de parasitisme pileaire déterminé par <i>T. schoenleinii</i> , et caractérisé par la présence de filaments mycéliens intra-pilaires peu nombreux.
<b>Filament mycélien</b>	Structure élémentaire du thalle des champignons filamenteux, d'aspect tubulaire, septé ou non (dans ce dernier cas, on parle de filaments siphonnés comme chez les Zygomycètes). L'ensemble des filaments mycéliens constitue le mycélium ou thalle. Synonyme : hyphe.
<b>Filamenteux</b>	Qualitatif courant en mycologie pour désigner les champignons qui produisent des filaments par opposition aux levures au thalle unicellulaire.
<b>Fongique</b>	Qui se rapporte aux champignons.

<b>Folliculite</b>	Inflammation suppurée des follicules pilosébacés due principalement à une bactérie, mais parfois à une levure ou un dermatophyte.
<b>Fusiforme</b>	En forme de fuseau, c'est-à-dire renflé au centre et effilé à chaque extrémité. Exemple : macroconidie de <i>M. canis</i> .

## G

<b>Gamétocyste</b>	Cellule spécialisée du mycélium produisant des gamètes (mâle et femelle). Lorsqu'on peut les distinguer, on appelle anthéridie le gamétocyste mâle, et oogone le gamétocyste femelle.
<b>Gélose</b>	Voir agar.
<b>Genre</b>	Unité de classification des êtres vivants qui se situe entre l'unité de base qui est l'espèce et un niveau taxonomique plus élevé qui est la famille. Dans la dénomination binomiale des êtres vivants, le premier nom qui commence toujours par une majuscule désigne le genre. Exemple : <i>Microsporum canis</i> , genre <i>Microsporum</i> , espèce <i>canis</i> .
<b>Géophile</b>	Se dit des champignons dont le biotope habituel est la terre ou le sol.
<b>Glabre</b>	Se dit d'une culture ou d'une structure dépourvue de poil.
<b>Gymnothèque</b>	Ascocarpe sphérique, complètement clos, à paroi faite de filaments mycéliens enchevêtrés de manière lâche.

## H

<b>Hétérothallique</b>	Espèce fongique nécessitant pour sa reproduction sexuée la rencontre entre deux thalles complémentaires, de polarités différentes, l'un de signe (+), l'autre de signe (-).
<b>Hyalin</b>	Terme utilisé en mycologie pour caractériser les spores ou les filaments dont la paroi est non pigmentée, et apparaît donc incolore ou transparente.
<b>Hyphe</b>	Voir filament mycélien.
<b>Hyphomycète</b>	Champignons filamenteux à thalle septé, se multipliant sur le mode asexué, et ne produisant pas d'organes protecteurs des cellules conidio-gènes.

## I

<b>Imparfait</b>	Se dit de la forme asexuée (ou anamorphe) d'un champignon.
------------------	--

## K

- Kératine** Scléroprotéine complexe, soufrée, de consistance dure, imperméable, très répandue dans le monde animal et parfois présente dans la paroi de certains champignons. Chez l'homme, la kératine est abondante dans l'épiderme (kératinocytes) et les phanères (cheveux, poils, ongles).
- Kératinophile** Se dit de certains champignons présentant une affinité pour la kératine animale ou humaine. Dans le sol, la kératine est aussi présente (fragments de plumes d'oiseaux, de carapaces d'insectes, ...). Les champignons kératinophiles peuvent être isolés du sol par la technique de Vanbreuseghem.
- Kératinolytique** Propriété qu'ont certains champignons kératinophiles de dégrader, à l'aide d'enzymes, la kératine humaine ou animale et d'utiliser certains de ses composants pour assurer leur croissance. Exemples : les dermatophytes et des espèces proches comme *Chrysosporium keratinophilum* et *Aphanoascus (Anixiopsis) fulvescens*.
- Kérion** Teigne inflammatoire dessinant un macaron à bords nets souvent surinfecté qui siège sur le cuir chevelu.

## L

- Logette** Se dit des cellules constitutives des macroconidies, principalement chez les dermatophytes et les *Fusarium*.
- Lumière de Wood** Lumière ultraviolette qui donne une fluorescence verte dans certaines teignes du cuir chevelu (teignes microsporiques et teignes faviques).

## M

- Macroaleurie** Macroconidie produite sur le mode thalique solitaire.
- Macroconidie** Terme utilisé chez des champignons produisant deux types de spores pour désigner des conidies de grande taille, habituellement pluricellulaires (avec plusieurs logettes).
- Mating-type (= polarité)** Signe d'une souche (+) ou (-).
- Membrane** Structure biologique formée de feuilletts comportant une bicouche lipidique où sont insérées diverses protéines.
- Microaleurie** Microconidie produite sur le mode thalique solitaire.
- Microconidie** Terme utilisé chez des champignons produisant deux types de spores pour désigner des conidies de petite taille, habituellement unicellulaires.



<b>Microïde</b>	Type de parasitisme pileaire où le champignon en cause ( <i>T. mentagrophytes</i> ) produit, à la surface du poil ou du cheveu, des chaînettes de spores de 2 à 3 µm de diamètre.
<b>Micromycète</b>	(aussi appelé champignon microscopique). Ce sont les espèces étudiées ici qui intéressent les mycologues médicaux. Habituellement, pour les observer, il faut les cultiver sur des milieux appropriés (habituellement le milieu de Sabouraud). Ces espèces peuvent se voir dans des endroits humides (moisissures observées dans les caves, les pièces confinées, ...) propices à leur développement et à une observation macroscopique. Leur appareil végétatif est le thalle qui peut être unicellulaire (levure) ou filamenteux (mycélium).
<b>Milieu de</b>	Milieu de culture habituel en mycologie. Il contient de la gélose (agar-agar), de <b>la Sabouraud</b> peptone, du glucose et de l'eau distillée. On y ajoute souvent des antibiotiques (chloramphénicol, gentamicine) ainsi qu'un antifongique (cycloheximide) pour inhiber la croissance de certaines moisissures et levures indésirables.
<b>Moisissure</b>	Terme d'usage courant désignant des champignons filamenteux issus du sol où ils vivent habituellement en saprophytes. Certains d'entre eux peuvent cependant se comporter, chez l'homme ou l'animal, en pathogènes opportunistes.
<b>Mycélium</b>	Ensemble des hyphes constitutifs de l'appareil végétatif des champignons.
<b>Mycète</b>	Un des cinq règnes du monde vivant selon la classification de Wittaker (1969). Ce sont des organismes eucaryotes, hétérotrophes, constitués d'un thalle unicellulaire ou filamenteux et vivant en saprophytes ou parfois en parasites.
<b>Mycose</b>	Manifestation provoquée par la présence d'un champignon microscopique dans l'organisme. On distingue les mycoses superficielles, et les mycoses profondes ou systémiques.

## O

<b>Onychomycose</b>	Infection des ongles causée par un champignon.
<b>Organe de fructification</b>	Se dit d'un organe ou d'une structure spécialisée chez les champignons qui produit des spores sexuées ou asexuées.
<b>Organe en bois de cerf</b>	Filament à paroi couverte de fines aspérités, présent chez certains dermatophytes, notamment <i>T. schoenleinii</i> .

<b>Organe nodulaire</b>	Formation du mycélium évoquant un nœud (fréquemment observé chez certains dermatophytes comme <i>T. schoenleinii</i> ou les souches "nodular" de <i>T. mentagrophytes</i> ).
<b>Organe pectiné</b>	Aspect des filaments végétatifs évoquant un peigne (fréquemment observé chez certains dermatophytes, notamment <i>M. audouinii</i> ).
<b>Organe perforateur</b>	C'est un hyphes spécialisé chez les champignons kératinolytiques (dermatophytes et assimilés) qui provoque, en pénétrant dans un cheveu ou un poil, une destruction en forme de clou de part et d'autre de la tige pilaire. Leur recherche est parfois réalisée in vitro pour identifier certains dermatophytes.
<b>Organe triangulaire</b>	Excroissance des filaments mycéliens (évoquant un <i>T. rubrum</i> ).
<b>Ovoïde</b>	En forme d'œuf.

## P

<b>Parasite</b>	Être vivant (animal, végétal, champignon) qui vit aux dépens d'une autre espèce vivante appelée hôte. Suivant les modalités d'installation du parasite chez son hôte, on distingue : <ul style="list-style-type: none"> <li>• les parasites de blessure, ces derniers pénètrent et s'implantent en profitant des tissus endommagés,</li> <li>• les parasites facultatifs ou permanents,</li> <li>• les parasites obligatoires qui ne peuvent vivre en dehors de leur hôte,</li> <li>• et les parasites opportunistes qui ne peuvent infecter leurs hôtes que si ces derniers sont affaiblis ou immunodéprimés.</li> </ul>
<b>Parasitisme</b>	Comportement propre aux parasites vis-à-vis de leurs hôtes.
<b>Parfait</b>	Terme désignant la forme sexuée ou téléomorphe d'un champignon.
<b>Paroi</b>	Structure plurilamellaire doublant la membrane plasmique des cellules fongiques, mais aussi des cellules végétales et des bactéries. Les cellules animales, par contre, sont dépourvues de paroi.
<b>Peptone</b>	Mélange de peptides issus d'une hydrolyse enzymatique ou chimique de viandes (ou de végétaux) et entrant dans la composition de certains milieux utilisés en mycologie.
<b>Péridium</b>	Paroi de l'ascocarpe, organe protecteur des ascques chez les Ascomycètes vrais.
<b>Pied d'athlète</b>	(Anglais : athletic's foot) Lésions inflammatoires et fissurées siégeant au niveau des espaces interdigitaux plantaires et déterminées par un dermatophyte. Synonyme : intertrigo des pieds.

<b>Piriforme</b>	En forme de poire.
<b>Plasmogamie</b>	Fusion des parois et membranes cytoplasmiques lors de la reproduction sexuée. Elle conduit à la mise en commun des noyaux.
<b>Pléomorphisme</b>	Phénomène survenant chez les dermatophytes maintenus au laboratoire, et entraînant la disparition d'éléments d'identification caractéristiques du champignon tels que la pigmentation et la production de conidies.
<b>Pseudodermatophyte</b>	Champignon kératinophile proche des dermatophytes par son pouvoir pathogène (attaque de kératine). Exemples : <i>Scytalidium</i> sp., <i>Onychocola canadensis</i> .

## R

<b>Raquette</b> d'articles <b>(mycélium en)</b>	Terme désignant des filaments mycéliens présentant une succession dilatés à l'une de leurs extrémités. Fréquent chez certains dermatophytes, comme <i>M. canis</i> .
<b>Recto</b>	Endroit d'une culture. S'oppose au verso.
<b>Reproduction</b>	Chez les champignons, action de se reproduire en mettant en œuvre des processus sexués ou asexués. Elle permet à l'espèce de se perpétuer. C'est sur les modes de reproduction qu'est basée la classification.

## S

<b>Saprophyte</b>	Se dit d'un organisme vivant qui se nourrit à partir de substrats organiques en décomposition (matière morte).
<b>Septum</b>	Cloison séparant deux articles d'un filament (ou d'une spore).
<b>Spore</b>	Élément issu de la reproduction sexuée ou asexuée des champignons et destiné à assurer la survie du champignon et sa propagation.
<b>Sporulation</b>	Aptitude d'un champignon à produire des spores. Synonymes : reproduction, fructification.
<b>Stérile</b>	Se dit d'une culture de champignon ne produisant aucune conidie.
<b>Sycosis</b>	Affection d'origine bactérienne ou fongique située au niveau de la barbe ou de la moustache, et caractérisée par des folliculites agglomérées entraînant une inflammation et une surinfection importantes.

## T

<b>Teigne</b>	hit, les fragilise et les casse.
---------------	----------------------------------

<b>Téléomorphe</b>	Stade sexué (forme parfaite) d'un champignon.
<b>Tellurique</b>	En relation avec la terre, le sol.
<b>Thalle</b>	Ensemble de l'appareil végétatif et reproducteur d'un champignon. Il peut être unicellulaire (levure) ou filamenteux.
<b>Thallique</b>	Mode de conidiogénèse résultant de la différenciation en spores (accumulation de réserves dans le cytoplasme, différenciation de la paroi, puis libération) de filaments préexistants qui se fragmentent au niveau des septa. Les spores ainsi produites (aleuries, arthrospores) sont caractérisées par une base tronquée. Chez les dermatophytes, la conidiogénèse est de type thallique solitaire, les conidies naissant individuellement du thalle.
<b>Tinea</b> gue :	<p>Terme latin désignant une mycose de la peau ou des phanères. On distingue :</p> <ul style="list-style-type: none"> <li>• Tinea capitis : teigne du cuir chevelu,</li> <li>• Tinea cruris : intertrigo inguinal,</li> <li>• Tinea unguium : onychomycose,</li> <li>• Tinea imbricata : mycose cutanée (épidermophytie circinée et tokelau déterminé par <i>T. concentricum</i>).</li> </ul>
<b>Toruloïde</b>	Se dit d'un filament végétatif ou d'un conidiophore présentant une série de renflements et d'étranglements.
<b>Trichophytide</b>	Voir dermatophytide.
<b>Tronqué</b>	Se dit d'une structure dont l'extrémité semble amputée. Exemple : conidie tronquée (base aplatie).

## V

<b>Verruqueux</b>	Voir échinulé.
<b>Verso</b>	Envers d'une culture. S'oppose au recto.
<b>Vrille</b>	Filament enroulé sur lui-même formant des spires.

## Z

<b>Zoophile</b>	Se dit d'un champignon qui se développe préférentiellement ou exclusivement chez l'animal.
-----------------	--

# Annexes

## 1 - Eclaircissants

Les éclaircissants sont indiqués pour les examens directs (on peut aussi accélérer l'éclaircissement de la préparation en passant le montage sur lame porte-objet pendant quelques secondes dans la flamme de la veilleuse du bec Bunsen ou sur une platine chauffante).

Tous ces produits sont à conserver en flacons bruns à l'abri de la lumière, et de préférence au réfrigérateur.

### Lactophénol d'Amman

Phénol	10	ml
Acide lactique	10	ml
Glycérine	20	g
Eau distillée	10	ml

### Chloral-lactophénol

Hydrate de chloral	20	g
Phénol	10	ml
Acide lactique	10	ml

Intéressant quand le résultat de l'examen n'est pas demandé sur le champ car il permet l'éclaircissement à froid et la conservation des examens directs.

La société SR2B devrait prochainement commercialiser un éclaircissant à base de chloral-lactophénol contenant du noir chlorazole.

### Potasse à l'eau

Hydroxyde de potassium	20	g
Eau distillée	80	ml

Permet une lecture immédiate du montage. La plupart des artéfacts disparaissent rapidement si la potasse est de préparation récente (15 jours maximum). Peu utilisable pour les cheveux favigues, la potasse est par contre très intéressante pour les ongles, mais une lecture rapide est indispensable.

### Solution de noir chlorazole

Dissoudre 5 g d'hydroxyde de potassium dans 90 ml d'eau distillée.

Parallèlement, dissoudre 100 mg de noir chlorazole E (Sigma) dans 10 ml de diméthylsulfoxyde.

Verser la solution de noir chlorazole dans la solution d'hydroxyde de potassium.

Eclaircit et colore en bleu vert les éléments fongiques.

### Bleu coton au lactophénol

Phénol	20	ml
Acide lactique	20	ml
Glycérine	40	g
Bleu coton (bleu de poirier)	0,05	g
Eau distillée	20	ml

Ce réactif est actuellement commercialisé par la société Becton-Dickinson.

## Fluorochromes

Eclaircir la préparation par la potasse à 10% pendant 5 à 15 min.

Puis, recouvrir la préparation de fluorochrome pendant 1 à 5 min :

- Blankophor P Flüssig (Bayer) à 0,1% en eau distillée,
- Calcofluor white (Sigma) à 0,1% en eau distillée,
- ou Uvitex 2B à 1% en tampon phosphate salin (solution commercialisée par Ciba Corning sous le nom de Fungiquel A).

Rendent fluorescents les éléments fongiques.

Lecture au microscope à fluorescence avec un filtre bleu 400-440 nm.

## 2 - Colorant des cultures

### Bleu au lactophéno

Phénol	10	ml
Acide lactique	10	ml
Glycérine	20	g
Bleu coton C4B (ou Bleu de méthyle)	0,25	g
Eau distillée	10	ml

La société SR2B devrait prochainement commercialiser un colorant des cultures à base de bleu coton.

### 3 - Milieux d'isolement

Les milieux de Sabouraud, mis au point pour l'isolement et l'étude des dermatophytes, conviennent également pour les autres champignons pathogènes pour l'homme. La peptone de Chapoteaut, aujourd'hui introuvable, est remplacée par la Néopeptone Difco.

#### Milieu de Sabouraud simple

Néopeptone Difco	10	g
Glucose	20	g
Agar	20	g
Eau distillée	q.s.p.	1000 ml

pH : 5 - 5,6

Autoclaver pendant 15 min à 115°C.

Conservation pendant 1 à 2 mois à 4°C.

Attention ! Une température supérieure entraîne un certain degré de caramélisation du glucose.

#### Milieux de Sabouraud additionnés d'antibiotiques

- Chloramphénicol 0,5 g/l
- Gentamicine 0,01 à 0,1 g/l
- Chloramphénicol + gentamicine
- Antibiotiques + cycloheximide (Actidione®) 0,5 g/l

Attention ! La gentamicine est thermolabile et ne peut être autoclavée. Le cycloheximide doit être solubilisé dans 2 ml d'acétone.

Ces antibiotiques sont destinés à inhiber la multiplication des bactéries éventuellement présentes qui, du fait de leur croissance beaucoup plus rapide, pourraient empêcher la croissance des champignons. A cet égard, le chloramphénicol ou l'association gentamicine-chloramphénicol seraient plus efficaces que la gentamicine seule.

De même, le cycloheximide, inefficace à cette concentration sur les dermatophytes, inhibe la croissance de certaines levures, mais surtout de nombreux contaminants à croissance rapide qui pourraient masquer la présence d'un dermatophyte.

#### Milieux de Sabouraud commercialisés prêts à l'emploi

Cinq sociétés commercialisent aujourd'hui des milieux de Sabouraud prêts à l'emploi (en tubes ou boîtes de Pétri) enregistrés à l'Agence française de Sécurité Sanitaire et des Produits de Santé : Becton-Dickinson, Bio-Rad, Oxoid, AES et bioMérieux.

Il faut cependant signaler que, bien que présentés sous une dénomination commune de



milieu de Sabouraud, ces milieux commerciaux diffèrent souvent largement de la formulation originale, par leur pH, leur teneur en glucose et en antibiotiques, la nature et la concentration de la source d'azote ou encore l'adjonction d'extrait de levures.

### Milieu DTM (Dermatophyte Test Medium) de Taplin

Phytone	10	g
Glucose	10	g
Agar	20	g
Eau distillée	q.s.p.	1000 ml

Porter à ébullition et ajouter 40 ml de solution de rouge de phénol (0,5 g de rouge de phénol - 15 ml NaOH 0,1 N - eau distillée 85 ml).

HCl 0,8 N	6	ml
Cycloheximide	0,5	g
Chloramphénicol	0,5	g

pH : 5,5

Autoclaver 15 min à 120°C.

Ce milieu de culture est commercialisé par la société bioMérieux. Tous les dermatophytes font virer au rouge violacé le milieu de Taplin (mais également de nombreuses moisissures).

## 4 - Milieux d'identification

Parmi ces milieux, seule le milieu PDA (gélose Pomme de terre-glucose) est aujourd'hui commercialisé prêt à l'emploi.

### Milieu Lactrimel de Borelli

Farine de blé	14	g
Lait écrémé en poudre	14	g
Miel pur	7	g
Agar	20	g
Chloramphénicol	0,5	g
Cycloheximide	0,5	g
Eau distillée	q.s.p.	1000 ml

Autoclaver pendant 10 min à 105°C.

Favorise la sporulation pour la plupart des dermatophytes et stimule la pigmentation pour certaines espèces (*T. rubrum*, *M. canis* et *M. audouinii*).

Ce milieu devrait être prochainement commercialisé par la société SR2B.

### Brain-Heart infusion agar (gélose cœur - cerveau)

Bacto™ Brain-Heart Infusion	37	g
Chloramphénicol	0,5	g
Agar	20	g
Eau distillée	q.s.p.	1000 ml

pH : 7,4

Autoclaver pendant 15 min à 121°C.

Favorise la croissance de *T. verrucosum*.

### Milieu PDA (potato-dextrose-agar)

Difco™ Potato-dextrose-agar	39	g
-----------------------------	----	---

Eau distillée	q.s.p.	1000	ml
---------------	--------	------	----

pH : 5,6

Autoclaver pendant 15 min à 121°C.

Ce milieu de culture qui stimule la sporulation et la pigmentation de nombreux dermatophytes (*T. rubrum*, *M. canis*, *M. audouinii*, ...) est commercialisé par différentes sociétés : gélose-pomme de terre-glucose (Bio-Rad) ou pomme de terre-glucose-gélose (bioMérieux).

### Milieu peptoné à 3% (Sabouraud conservation)

Peptone	30	g
---------	----	---

Agar	20	g
------	----	---

Eau distillée	q.s.p.	1000	ml
---------------	--------	------	----

Autoclaver pendant 15 min à 120°C.

Nécessaire pour différencier *M. persicolor* (les colonies prennent une teinte rose-lilas) de *T. mentagrophytes* (colonies blanc-crème).

### Milieu de Baxter (Milieu au Lab-Lemco)

Lab-Lemco (Oxoid)	2,5	g
-------------------	-----	---

Glucose	5	g
---------	---	---

Agar	20	g
------	----	---

Eau distillée	q.s.p.	1000	ml
---------------	--------	------	----

Autoclaver pendant 10 min à 120°C.

Favorise la sporulation et la pigmentation pour la plupart des dermatophytes.

### Milieu de Takashio (Sabouraud dilué)

Glucose	2	g
---------	---	---

Néopeptone	1	g
------------	---	---

MgSO <sub>4</sub>	1	g
-------------------	---	---

KH <sub>2</sub> PO <sub>4</sub>	1	g
---------------------------------	---	---

Agar	20	g
------	----	---

Eau distillée	q.s.p.	1000	ml
---------------	--------	------	----

pH : 6,2

Autoclaver pendant 15 min à 120°C.

Favorise la sporulation.

### Eau gélosée à 2%

Agar		20	g
Eau distillée	q.s.p.	1000	ml

Autoclaver pendant 15 min à 120°C.

Milieu pauvre, l'eau gélosée à 2% stimule la sporulation pour de nombreuses moisissures. Il peut également être utilisé pour la recherche de la production d'organes perforateurs *in vitro*.

### Milieu pomme de terre-carotte (PC)

Pulpe de pommes de terre		20	g
Pulpe de carottes		20	g
Agar		20	g
Eau	q.s.p.	1000	ml

Faire macérer les pulpes de pommes de terre et de carottes dans 300 ml d'eau distillée pendant 1 heure. Porter à ébullition 5 à 10 min, puis filtrer sur gaze pour éliminer la pulpe. Ajouter l'agar et maintenir au bain-marie bouillant jusqu'à solubilisation. Compléter le filtrat à un litre avec de l'eau distillée.

Ajuster le pH à 7 et autoclaver pendant 15 min à 120°C.

Favorise la sporulation des dermatophytes.

### Gélose au malt

Extrait de malt		15	g
Agar		15	g
Eau distillée	q.s.p.	1000	ml

pH : 7

Autoclaver pendant 15 min à 120°C.

Stimule la sporulation pour de nombreuses moisissures. Il peut également être intéressant pour les dermatophytes (recherche des structures proliférantes de *T. erinacei* notamment).

### Milieu à l'urée de Christensen

#### Solution A

Peptone tryptique		1	g
Glucose		1	g
Dihydrogénophosphate de potassium		2	g
Chlorure de sodium		5	g
Rouge de phénol		0,012	g
Urée		20	g
Eau distillée	q.s.p.	100	ml

#### Milieu de base

Agar		15	g
Eau distillée	q.s.p.	900	ml

Préparer la solution A et la stériliser par filtration. Préparer le milieu de base en solubilisant l'agar par chauffage à ébullition. Ajuster le pH à 6,8-7. Répartir en tubes à vis à raison de 9 ml par tube, et autoclaver pendant 15 min à 121°C.

Au moment de l'emploi, incorporer 1 ml de la solution A dans le milieu de base maintenu en surfusion. Homogénéiser et incliner les tubes.

Ce milieu permet la recherche d'une uréase, et facilite ainsi la différenciation entre *T. rubrum* qui est uréase négatif (exceptées les souches africaines ou asiatiques) et *T. mentagrophytes* var. *interdigitale* qui est lui uréase positif.

### Milieu au bromocrésol pourpre (BCP)

#### Solution A

Lait écrémé en poudre	80	g
Solution alcoolique à 1,6% de BCP	2	ml
Eau distillée	q.s.p.	1000 ml

#### Solution B

Glucose	40	g
Agar	30	g
Eau distillée	q.s.p.	1000 ml

Autoclaver les deux préparations séparément (à 115°C pendant 8 min pour la solution A, à 121°C pendant 15 min pour la solution B). Refroidir à 45°C avant de mélanger les deux préparations. Homogénéiser, puis répartir en tubes stériles.

Le pH final est d'environ 6,6.

Ce milieu permet de différencier *T. rubrum*, *T. mentagrophytes* et *M. persicolor*. Il reste gris bleu pour *M. persicolor* et *T. rubrum*, et vire au bleu violacé pour *T. mentagrophytes*.

### Milieux vitaminés

Pour un isolement plus facile des champignons auto-hétérotrophes comme *T. verrucosum*, on peut ajouter à un milieu de base (gélose de Sabouraud par exemple) un mélange de vitamines: thiamine, biotine, nicotinamide, inositol. Dans la pratique, on se contente d'extrait de levures (*yeast extract*) à concentration de 1 à 5 g/l.

Pour les épreuves de besoin ou de stimulation vitaminique, il existe des géloses commercialisées par Difco sous forme déshydratée.

Milieu de De Vroey et Takashio à base de graines de niger (*Guizotia abyssinica*)

Graines de niger écrasées	7,5	g
Sulfate de magnésium	1	g
Phosphate de potassium	1	g
Chloramphénicol	0,5	g
Agar	20	g
Eau distillée	q.s.p.	1000 ml

Autoclaver 15 min à 120°C.

Milieu de culture utilisé pour la recherche des formes parfaites (mating-type).

Au moment de l'emploi, incorporer 1 ml de la solution A dans le milieu de base maintenu en surfusion. Homogénéiser et incliner les tubes.

Ce milieu permet la recherche d'une uréase, et facilite ainsi la différenciation entre *T. rubrum* qui est uréase négatif (exceptées les souches africaines ou asiatiques) et *T. mentagrophytes* var. *interdigitale* qui est lui uréase positif.

### Milieu au bromocrésol pourpre (BCP)

#### Solution A

Lait écrémé en poudre	80	g
-----------------------	----	---

Solution alcoolique à 1,6% de BCP	2	ml
-----------------------------------	---	----

Eau distillée	q.s.p.	1000	ml
---------------	--------	------	----

#### Solution B

Glucose	40	g
---------	----	---

Agar	30	g
------	----	---

Eau distillée	q.s.p.	1000	ml
---------------	--------	------	----

Autoclaver les deux préparations séparément (à 115°C pendant 8 min pour la solution A, à 121°C pendant 15 min pour la solution B). Refroidir à 45°C avant de mélanger les deux préparations. Homogénéiser, puis répartir en tubes stériles.

Le pH final est d'environ 6,6.

Ce milieu permet de différencier *T. rubrum*, *T. mentagrophytes* et *M. persicolor*. Il reste gris bleu pour *M. persicolor* et *T. rubrum*, et vire au bleu violacé pour *T. mentagrophytes*.

### Milieux vitaminés

Pour un isolement plus facile des champignons auto-hétérotrophes comme *T. verrucosum*, on peut ajouter à un milieu de base (gélose de Sabouraud par exemple) un mélange de vitamines: thiamine, biotine, nicotinamide, inositol. Dans la pratique, on se contente d'extrait de levures (*yeast extract*) à concentration de 1 à 5 g/l.

Pour les épreuves de besoin ou de stimulation vitaminique, il existe des géloses commercialisées par Difco sous forme déshydratée.

### Milieu de De Vroey et Takashio à base de graines de niger (*Guizotia abyssinica*)

Graines de niger écrasées	7,5	g
---------------------------	-----	---

Sulfate de magnésium	1	g
----------------------	---	---

Phosphate de potassium	1	g
------------------------	---	---

Chloramphénicol	0,5	g
-----------------	-----	---

Agar	20	g
------	----	---

Eau distillée	q.s.p.	1000	ml
---------------	--------	------	----

Autoclaver 15 min à 120°C.

Milieu de culture utilisé pour la recherche des formes parfaites (mating-type).

## 5 - Coordonnées des fournisseurs cités

---

### Réactifs :

#### **BioMérieux**

15/51 avenue Charles Mérieux

69280 Marcy-l'Etoile

Tél: 04 78 87 20 00

Fax: 04 78 87 20 90

#### **Bio-Rad France**

3, boulevard Raymond Poincaré

92430 Marnes-la-Coquette

Tél : 01 47 95 62 31

Fax : 01 47 95 62 24

#### **AES Laboratoire**

Route de Dol - B.P. 54

35270 Combourg

Tél: 02 99 73 11 55

Fax : 02 99 73 15 89

#### **Oxoid S.A.**

6 Route de Paisy BP13

69571 Dardilly Cedex

Tel: 04 72 52 33 70

Fax: 04 78 66 03 76

#### **Becton-Dickinson**

11, rue Aristide Bergès

Z.I. des Iles - B.P. 4

38800 Le Pont de Claix

Tél: 04 76 68 36 36

Fax : 04 76 68 34 95

#### **SR2B**

Z.I. Carrières Beurrière I

49240 Avrillé

Tél : 02 41 34 28 02

Fax : 02 41 33 81 14

### Matériel de prélèvement :

Le matériel de prélèvement (lampe de Wood, curettes de Brocq, grattoir de Vidal, ...) pourra être obtenu auprès de différents fournisseurs comme le BHV Médical (11, square Sainte Croix de la Bretonnerie, 750004 Paris) ou sur des sites Web comme celui de Medical Distribution ou du BHV Médical :

- <http://www.medicaldistribution.fr>

- <http://www.bhvmedical.com>

## Fréquence des dermatophytes dans les teignes du cuir chevelu

### Les espèces isolées en Europe.

Espèce	Grande-Bretagne <sup>1</sup>	Pays-Bas <sup>2</sup>	Allemagne <sup>3</sup>	Pologne <sup>4</sup>	République Tchèque <sup>5</sup>	Roumanie <sup>6</sup>
	(Londres)	(Rotterdam)	(Wuerzburg)	(Gdansk)	(Prague)	(Arad)
	1977 n = 1163	1990 n = 56	1987 n = 50	1984-95 n = 180	1987-98	1981 n = 100
<i>M. audouinii</i>	31,8	7,1	/	/	/	79
<i>M. canis</i>	44,7	26,8	50	78,7	44,2	/
<i>M. gypseum</i>	/	/	/	/	/	/
<i>T. mentagrophytes</i>	0,1	/	4	14,8	30,2	13
<i>T. rubrum</i>	0,1		14	0,5	23,2	/
<i>T. schoenleinii</i>	0,3	12,5	/	/	/	/
<i>T. soudanense</i>	7,2	1,8	/	/	/	/
<i>T. tonsurans</i>	5,5	3,6	/	3	/	4
<i>T. verrucosum</i>	0,7	/	22	2	/	1
<i>T. violaceum</i>	5,1	48,2	/	/	/	3
<i>Autres</i>	4,5	/	10	/	2,3	/
Espèce	Italie <sup>7</sup>	Italie <sup>8</sup>	Italie <sup>9</sup>	France <sup>10</sup>	France <sup>11</sup>	France <sup>12</sup>
	(Rome)	(Rome)	(Sienne)	(Bordeaux)	(Gonesse)	(CHU Angers)
	1980 n = 333	1985-93 n = 174	1980-98 n = 181	1986 n = 125	1990-99 n = 250	1999-2003 n = 103
<i>M. audouinii</i>	/	/	/	7	35,6	11,2
<i>M. canis</i>	88,8	92	92	40	16	13,6
<i>M. gypseum</i>	1,5	0,6	/	2,4	/	/
<i>T. mentagrophytes</i>	3	3,4	29,3	2,4	0,4	2
<i>T. rubrum</i>	0,3	1,7	/	/	1,6	/
<i>T. schoenleinii</i>	/	/	/	2,4	/	/
<i>T. soudanense</i>	/	/	/	15,2	42,8	70,8
<i>T. tonsurans</i>	0,3	/	/	/	0,4	/
<i>T. verrucosum</i>	1,5	/	59,8	/	/	1
<i>T. violaceum</i>	3,3	1,7	/	8	3,2	1
<i>Autres</i>	1,2	0,6	0,4	22,6	/	/

Les chiffres correspondent aux fréquences respectives des différentes espèces (en %). n, nombre de patients positifs. Les dates indiquées correspondent à la période de l'étude ou à la date de la publication.

## Les espèces isolées en Europe (suite).

Espèce	Espagne <sup>13</sup>	Espagne <sup>14</sup>	Espagne <sup>15</sup>	Espagne <sup>16</sup>	Portugal <sup>17</sup>	Portugal <sup>18</sup>
	(Galice)	(Galice)	(Barcelone)	(Saragosse)		
	1980 n = 499	1991 n = 244	1986 n = 41	1977-97 n = 190	1962-1971 n = 3168	1983 n = 560
<i>M. audouinii</i>	0,2	1,6	/	0,5	/	8,2
<i>M. canis</i>	62,3	82,8	14,6	62,6	32,3	54,6
<i>M. gypseum</i>	0,8	0,8	2,4	/	0,1	1,4
<i>T. mentagrophytes</i>	3,2	10,7	68,3	30	0,8	8,4
<i>T. rubrum</i>	0,2	/	2,4	/	0,3	2,1
<i>T. schoenleinii</i>	16,4	1,2	/	0,5	2,8	1,3
<i>T. soudanense</i>	/	/	/	0,5	/	1,6
<i>T. tonsurans</i>	9,6	0,8	/	3,7	19,4	8,4
<i>T. verrucosum</i>	1,8	1,6	/	1,6	/	1,4
<i>T. violaceum</i>	5,2	0,4	/	0,5	43,3	11,1
<i>Autres</i>	0,2	/	12,2	/	1	1,5
Espèce	Grèce <sup>19</sup>	Grèce <sup>20</sup>	Grèce <sup>21</sup>	Turquie <sup>22</sup>	Turquie <sup>23</sup>	Turquie <sup>24</sup>
	(Athènes)	(Thessalonique)	(Crète)	(Ankara)	(Van)	(Anatolie)
	1996-2001 n = 550	1981-95 n = 559	1992-96 n = 37	1981 n = 360	1997-98 n = 30	2000 n = 16
<i>M. audouinii</i>	1,6	/	/	5,5	/	/
<i>M. canis</i>	84,5	88	74	13,9	/	18,7
<i>M. gypseum</i>	1,1	1,5	0,6	2,8	/	/
<i>T. mentagrophytes</i>	1,5	2	/	/	3	18,6
<i>T. rubrum</i>	0,4	/	8,4	/	23,3	18,7
<i>T. schoenleinii</i>	0,2	0,7	/	11	/	/
<i>T. soudanense</i>	0,5	0,5	/	/	/	/
<i>T. tonsurans</i>	/	0,3	/	2,8	/	12,5
<i>T. verrucosum</i>	0,4	1	/	36,1	43,3	31,5
<i>T. violaceum</i>	8,4	6	17	13	30,4	/
<i>Autres</i>	1,5	/	/	13,9	/	/

Les chiffres correspondent aux fréquences respectives des différentes espèces (en %). n, nombre de patients positifs. Les dates indiquées correspondent à la période de l'étude ou à la date de la publication.



## Les espèces isolées en Afrique.

Espèce	Tunisie <sup>25</sup>	Egypte <sup>26</sup>	Libye <sup>27</sup>	Nigeria <sup>28</sup>	Nigeria <sup>29</sup>	Nigeria <sup>30</sup>
	(Tunis) 1985-98 n = 1222	1981 n = 38	(Benghazi) 1979 n = 164	1978 n = 319	(région Est) 1986 n = 323	(Ekpoma) 1996 n = 128
<i>M. audouinii</i>	/	/	23,8	84,3	48,3	68,8
<i>M. canis</i>	44,7	13,2	/	2,2	/	/
<i>M. gypseum</i>	0,1	/	/	/	/	/
<i>T. mentagrophytes</i>	0,6	2,6	4,9	0,6	0,9	12,5
<i>T. rubrum</i>	/	2,6	/	1,6	/	15,6
<i>T. schoenleinii</i>	0,7	5,3	69,5	/	0,6	/
<i>T. soudanense</i>	/	/	/	7,2	26,6	/
<i>T. tonsurans</i>	0,4	/	/	/	15,2	3,1
<i>T. verrucosum</i>	0,4	13,2	/	0,9	/	/
<i>T. violaceum</i>	53	63,2	/	/	3,7	/
<i>Autres</i>	/	/	1,8	3,1	4,6	/
Espèce	Sénégal <sup>31</sup>	Burkina-Faso <sup>32</sup>	Côte-d'Ivoire <sup>33</sup>	Côte-d'Ivoire <sup>34</sup>	Gabon <sup>35</sup>	
	(Dakar) 1993-96 n = 158	(Ouagadougou) 1992 n = 107	(Abidjan) 1986-91 n = 163	(Bouaké) 2001 n = 143	(Libreville) 1982-99 n = 115	
<i>M. audouinii</i>	15,8	79,4	31,3	27	29,1	
<i>M. canis</i>	/	/	/	/	2,5	
<i>M. gypseum</i>	/	/	/	/	/	
<i>T. mentagrophytes</i>	/	/	1,3	/	/	
<i>T. rubrum</i>	5	/	3	2,8	3,4	
<i>T. schoenleinii</i>	1,3	/	/	/	/	
<i>T. soudanense</i>	76	14	57,7	51	47	
<i>T. tonsurans</i>	/	/	/	0,7	0,9	
<i>T. verrucosum</i>	/	/	/	/	/	
<i>T. violaceum</i>	1,9	6,5	/	18	11,1	
<i>Autres</i>	/	/	6,8	0,5*	6	

\* *M. ferrugineum*

Les chiffres correspondent aux fréquences respectives des différentes espèces (en %). n, nombre de patients positifs. Les dates indiquées correspondent à la période de l'étude ou à la date de la publication.

## Les espèces isolées en Asie.

Espèce	Jordanie <sup>36</sup>	Koweït <sup>37</sup>	Iraq <sup>38</sup>	Palestine <sup>39</sup>	Arabie-Saoudite <sup>40</sup>	Yemen <sup>41</sup>
	1985 n = 165	1992 n = 410	(Bassorah) 1995 n = 143	(Naplouse) 1996 n = 75	1993 n = 237	(Sanaá) 1997-98
<i>M. audouinii</i>	/	6,1	/	/	2,2	/
<i>M. canis</i>	31,5	79,2	27,5	16	82,3	52,4
<i>M. gypseum</i>	1,2	/	0,5	/	/	4,8
<i>T. mentagrophytes</i>	4,9	0,5	6	/	0,4	/
<i>T. rubrum</i>	/	0,7	/	/	0,4	2,4
<i>T. schoenleinii</i>	8,5	/	/	1,3	/	/
<i>T. soudanense</i>	/	/	/	/	/	/
<i>T. tonsurans</i>	0,6	0,2	/	/	13,9	/
<i>T. verrucosum</i>	1,8	1,2	29,5	/	0,4	16,7
<i>T. violaceum</i>	48,5	10,9	38,5	82,7	/	35,7
<i>Autres</i>	3	1,1	/	/	0,8	/
Espèce	Hong-Kong <sup>42</sup>	Taiwan <sup>43</sup>	Thaïlande <sup>44</sup>	Inde <sup>45</sup>	Inde <sup>46</sup>	Sri-Lanka <sup>47</sup>
	1968 n = 183	1991 n = 27	(Bangkok) 1968 n = 14	(Madras) 1980 n = 357	(New-Delhi) 1985 n = 37	(Colombo) 1978-1987 n = 88
<i>M. audouinii</i>	/	/	21,4	/	/	/
<i>M. canis</i>	66,1	7,4	14,3	/	/	23,9
<i>M. gypseum</i>	1,1	/	/	/	/	23,9
<i>T. mentagrophytes</i>	2,7	11,1	14,3	3,1	8,1	33
<i>T. rubrum</i>	/	7,4	28,6	8,4	21,6	1,1
<i>T. schoenleinii</i>	/	/	/	/	/	2,3
<i>T. soudanense</i>	/	/	/	/	/	/
<i>T. tonsurans</i>	5,5	/	21,4	13,1	/	3,4
<i>T. verrucosum</i>	/	/	/	/	2,7	2,3
<i>T. violaceum</i>	12	74,1	/	73,9	67,6	/
<i>Autres</i>	12,6*	/	/	1,4	/	10,2

Les chiffres correspondent aux fréquences respectives des différentes espèces (en %). n, nombre de patients positifs. Les dates indiquées correspondent à la période de l'étude ou à la date de la publication.

## Les espèces isolées en Australie et en Amérique.

Espèce	Australie <sup>48</sup> (West) 1980 n = 1212	USA <sup>49</sup> (Detroit) 1990 n = 2059	Mexique <sup>50</sup> (Mexico) 1974 n = 234	Puerto-Rico <sup>51</sup> 1964 n = 97	Martinique <sup>52</sup> (Fort-de-France) 1997-2001 n = 110	Pérou <sup>53</sup> (Cusco) 1991 n = 12
<i>M. audouinii</i>	/	28,4	/	2,1	1,9	/
<i>M. canis</i>	90,8	6,1	32	30,8	56,6	83,3
<i>M. gypseum</i>	1	0,6	/	2,1	1,9	/
<i>T. mentagrophytes</i>	1,7	0,4	/	1	4,7	16,7
<i>T. rubrum</i>	0,25	0,3	/	3,1	/	/
<i>T. schoenleinii</i>	/	0,05	/	/	/	/
<i>T. soudanense</i>	/	/	/	/	2,8	/
<i>T. tonsurans</i>	5,1	64	68	60,8	31,2	/
<i>T. verrucosum</i>	/	0,1	/	/	/	/
<i>T. violaceum</i>	0,3	0,05	/	/	/	/
<i>Autres</i>	0,83	0,1	/	/	/	/

Les chiffres correspondent aux fréquences respectives des différentes espèces (en %). n, nombre de patients positifs. Les dates indiquées correspondent à la période de l'étude ou à la date de la publication.



## Références bibliographiques.

1. Clayton Y.M., Midgley G. *Der Hautarzt*, 1977, 28 : 32-34.
2. Wiligern van der A.H., Oranje A.P., Weerd-van-Ameijden de S., wagenvoort J.H.T. *Mycoses*, 1990, 33 : 46-50.
3. Elsner P., Hartmann A.A., Kohlbeck M. *Mykosen*, 1987, 30 : 584-548.
4. Nowicki R. *Mycoses*, 1996, 39 : 399-402.
5. Kuklová I., Kucerová H. *Mycoses*, 2001, 44 : 493-496.
6. Ilea R.V., Istrate S. *Z. Hautkr.*, 1981, 56 : 1281-1288.
7. Caprilli F., Mercantini R., Farotti E. *Sabouraudia*, 1980, 18 : 129-135.
8. Mercantini R., Moretto D., Palamara G., Mercantini P., Marsella R. *Mycoses*, 1995, 38 : 415-419.
9. Romano C. *Mycoses*, 1999, 42 : 559-562.
10. Maleville J., Moulinier C., Taieb A., Domp Martin A., Couprie B., Giap G., Fontan I., Ball M. *Ann. Dermatol. Vénéréol.*, 1986, 113 : 25-29.
11. Mounkassa B., Vandemeulebroucke E., Redlinsky S., Jouserand P., Poujade F. *J. Mycol. Méd.*, 2000, 10 : 207-209.
12. Données du laboratoire.
13. Pereiro-Miguens M., Ferreiros-Espinosa M. *Mykosen*, 1980, 23 : 456-461.
14. Pereiro-Miguens M., Pereiro M., Pereiro M. Jr. *Mycopathologia*, 1991, 113 : 65-78.
15. Martinez-Roig A., Torres-Rodriguez J.M. *Mykosen*, 1986, 29 : 311-315.
16. Rubio-Calvo C., Gil-Tomas J., Rezusta-Lopez A., Benito-Ruesca R. *Mycoses*, 2001, 44 : 55-58.
17. Cabrita J., Figueiredo M.M. *Sabouraudia*, 1973, 11 : 21-29.
18. Cabrita J., Esteves J., Sequeira H. *Mycopathologia*, 1983, 84 : 159-164.
19. Frangoulis E., Athanasopoulou B., Katsambas A. *Mycoses*, 2004, 47 : 208-212.
20. Koussidou-Eremondi T., Devliotou-Panagiotidou D., Mourellou-Tsatsou O., Fotidou D., Minas A. *Mycoses*, 1999, 42 : 319-322.
21. Maraki S., Tselentis Y. *Mycoses*, 1998, 41 : 175-178.
22. Kölemen F. *Dermatologica*, 1981, 162 : 260-264.
23. Metin A., Subasi S., Bozkurt H., Calka Ö. *Mycoses*, 2002, 45 : 492-495.
24. Altindis M., Bilgili E., Kiraz N., Ceri A. *Mycoses*, 2003, 46 : 218-221.
25. El Euch D., Mokni M., Sellami A., Cherif F., Azaiz M.I., Ben Osman Dhahri A. *J. Mycol. Méd.*, 2001, 11 : 87-91.

26. Amer M. *Int. J. Dermatol.*, 1981, 20 : 431-434.
27. Malhotra Y.K., Garg M.P., Kanwar A.J., Nagrajan S. *Sabouraudia*, 1979, 17 : 181-183.
28. Soyinka F. *Mycopathologia*, 1978, 63 : 99-103.
29. Gugnani H.C., Njoku-Obi A.N.U. *Mykosen*, 1986, 29 : 132-144.
30. Enweani I.B., Ozan C.C., Agbonlahor D.E., Ndip R.N. *Mycoses*, 1996, 39 : 303-305.
31. Develoux M., Dieng M.T., N'Diaye M., N'Dir O., N'Diaye B. *J. Mycol. Méd.*, 2002, 12 : 25-29.
32. Testa J., Traoré L.K., Compaoré L., Sondo B. *J. Mycol. Méd.*, 1994, 4 : 42-44.
33. Assoumou A., Ouhon J., Kassi E.A., Kouakou D., Kone M., Ferly-Thérizol M. *J. Mycol. Méd.*, 1993, 3 : 150-153.
34. Bamba A., Koumaré F., Yavo W., Kassi R., Menan E., Ouhon J., Koné M. *J. Mycol. Méd.*, 2003, 13 : 186-188.
35. Nzenze-Afene S., Martz-Nicolas M., Gomez de Diaz M., Kombila M. *J. Mycol. Méd.*, 2001, 11 : 199-204.
36. Shtayeh M.S.A., Arda H.M. *Mycopathologia*, 1985, 92 : 59-62.
37. Al-Fouzan A.S., Nanda A. *Pediatr. Dermatol.*, 1992, 9 : 27-30.
38. Al-Duboon A.H., Muhsin T.M., Al-Rubaiy K.K. *Mycoses*, 1999, 42 : 331-333.
39. Ali-Shtayeh M.S., Arda H.M., Abu-Ghdeib S.I. *Mycoses*, 1998, 41 : 243-248.
40. Venugopal P.V., Venugopal T.V. *Int. J. Dermatol.*, 1993, 32 : 39-40.
41. Mahmoud A.L.E. *Mycoses*, 2002, 45 : 105-108.
42. Wong K.O., Chan Y.F. *Br. J. Dermatol.*, 1968, 80 : 287-292.
43. Lee J.Y., Hsu M.L. *Int. J. Dermatol.*, 1991, 30 : 572-57.
44. Taylor R.L. ; Kotrajaras R., Jotisankasa V. *Sabouraudia*, 1968, 6 : 307-311.
45. Kamalam A., Thambiah A.S. *Mycopathologia*, 1980, 71 : 45-71.
46. Seghal V.N., Saxena A.K., Kumari S. *Int. J. Dermatol.*, 1985, 24 : 116-119.
47. Attapattu M.C. *J. Med. Vet. Mycol.*, 1989, 27 : 27-32.
48. McAleer R. *Sabouraudia*, 1980, 18 : 185-190.
49. Babel D.E., Rogers A.L., Beneke E.S. *Mycopathologia*, 1990, 109 : 69-73.
50. Gonzales-Ochoa A., Orozco-Victoria C. *Int. J. Dermatol.*, 1974, 13 : 303-309.
51. Carion A. *Arch. Dermatol.*, 1965, 91 : 431-438.
52. Desbois N., Théodose R., Saint-Cyr I., Boisseau-Garsaud A.M., Hélénon R., Calès-Quist D. *J. Mycol. Méd.*, 2003, 13 : 104-108.
53. Vidotto V., Garcia R., Ponce L.M., Valverde M., Bruatto M. *Mycoses*, 1991, 34 : 183-186.



ISSN : 1293-2892

ISBN : 2-913-633-42-0

EGOPRIM

45, rue de la Glacière 75013 Paris

Dépôt légal : Septembre 2004

# CAHIER DE **Formation** Biologie médicale

## **Cahiers de formation déjà parus**

---

- |   |  |
|---|--|
| N° 1 : Hématologie                      | N° 17 : Virus des hépatites A (VHA) et E (VHE)                       |
| N° 2 : Immunoanalyse                    | N° 18 : Dosage des médicaments Tome II                               |
| N° 3 : Parasitologie                    | N° 19 : Vaginites et vaginoses                                       |
| N° 4 : Bactériologie                    | N° 20 : Hémostase et thrombose                                       |
| N° 5 : Hormonologie - Gazométrie        | N° 21 : Virus des hépatites B (VHB), Delta (VDH), C (VHC), autres    |
| N° 6 : G.B.E.A                          | N° 22 : Syndrome des anti-phospholipides                             |
| N° 7 : Immuno-allergie (1)              | N° 23 : Parasites sanguins   |
| N° 8 : Hémoglobines glyquées - Lipides  | N° 24 : Biochimie pédiatrique  |
| N° 9 : Dosage des médicaments Tome I    | N° 25 : Les moisissures d'intérêt médical                            |
| N° 10 : Hématologie Cas illustrés       | N° 26 : Immuno-hématologie et groupes sanguins                       |
| N° 11 : Amibes et flagellés intestinaux | N° 27 : Les marqueurs cardiaques                                     |
| N° 12 : Les maladies à Prions           | N° 28 : Immunoglobulines monoclonales                                |
| N° 13 : Autoimmunité et autoanticorps   | N° 29 : Mycobactéries - Mycobactérioses                              |
| N° 14 : L'exploration de la thyroïde    | N° 30 : Exploration de la fonction de reproduction - versant féminin |
| N° 15 : Dépistage de la trisomie 21     |  |
| N° 16 : Immuno-allergie (2)             |  |
- 

BIOFORMA est la structure nationale qui gère et organise la formation continue conventionnelle des directeurs et directeurs adjoints de L.a.b.m privés.

Cette formation continue est financée par les trois Caisses Nationales de l'Assurance Maladie (C.N.A.M.T.S., C.C.M.S.A. et C.A.N.A.M.) dans le cadre de la convention passée entre elles et les trois syndicats de biologistes (S.d.B., S.N.M.B. et S.L.B.C.).

A ce titre, BIOFORMA édite des cahiers de formation comme celui-ci.

Ces ouvrages sont distribués à chaque laboratoire d'analyse de biologie médicale, privé ou hospitalier, aux inspecteurs des DRASS, aux pharmaciens et médecins conseils des CRAM, aux responsables de la DGS et du Ministère de la Santé. Les précédents numéros sont disponibles à la consultation sur le site Internet [www.bioforma.net](http://www.bioforma.net).

Ces livres ne sont pas en vente dans le commerce et le tirage est de 6500 exemplaires.

ISSN : 1293-2892  
ISBN : 2-913-633-42-0  
Dépôt légal : SEPTEMBRE 2004