

**REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE
MINISTERE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA RECHERCHE
SCIENTIFIQUE**

**UNIVERSITE MOULOUD MAMMERI DE TIZI-OUZOU
FACULTE DES SCIENCES BIOLOGIQUES ET DES SCIENCES AGRONOMIQUES
DEPARTEMENT DE BIOCHIMIE ET MICROBIOLOGIE**



Mémoire de fin d'études

En vue de l'obtention de diplôme de Master académique en Biologie

Option : Microbiologie Appliquée

Thème :

Les dermatophyties superficielles diagnostiquées au CHU de Tizi-Ouzou

Travail réalisé par :

Mme SIAM - OUYAHIA RAZIKA

Melle BENAÏSSI KELTOUM

Soutenue le 2 octobre 2016 Devant le jury :

Président: Mme IRATNI-AICHE G.

Maitre de conférences à l'UMMTO

Promoteur: M. HOUALI K

Professeur à l'UMMTO

Examineur : M. SEBBANE H

Maitre assistant A à l'UMMTO

Examineur : M. MOUALEK I

Maître assistant A à l'UMMTO

Année Universitaire 2015/2016

REMERCIEMENTS

Nous tenons à témoigner notre profonde gratitude et nos remerciements les plus vifs à notre promoteur à **M. HOUALI K Professeur à l'UMMTO**, pour ces conseils , sa disponibilité ainsi que son soutien et sa gentillesse
Sincère et profonde reconnaissance.

A Madame IRATNI-AICHE G Maître de conférences à l'UMMTO,
Qui nous a fait l'honneur d'accepter la présidence de notre jury de mémoire.
Hommages respectueux.

A Madame SEKLAOUI N Maître assistante à l'UMMTO,
Pour nous avoir proposé ce thème,
Sincères remerciements.

A Monsieur M. SEBBANE H Maître assistant A à l'UMMTO ,
Qui a accepté de faire partie de notre jury de mémoire.
Sincères remerciements.

A Monsieur M. MOULEK I Maître assistant A à l'UMMTO ,
Qui a accepté de faire partie de notre jury de mémoire.
Sincères remerciements.

Nous tenons à remercier également **Dr AFROUN R** résidente en parasitologie-mycologie pour ses orientations et ses précieux conseils.

Dédicaces

« De toutes les sciences que l'homme peut et doit savoir, la principale, c'est la science de vivre de manière à faire le moins de mal et le plus de bien possible. »

Léon Tolstoï

✚ *À la mémoire de :*

Mon père

Mahdi

✚ *Pour ma mère*

✚ *Pour mes filles :*

SOMA

KAMELIA

SARA

Mme SIAM

DEDICACES

Je dédie ce travail à :

Mes parents

Mes frères

Ma sœur

Keltoum

Sommaire

SOMMAIRE

Liste des abréviations

Liste des Tableaux

Liste des figures

INTRODUCTION

Synthèse bibliographique

1. DEFINITIONS	3
2. AGENTS PATHOGENES.....	3
2.1. Place des dermatophytes au sein des champignons d'intérêt médicale	3
2.2. Classification	5
2.3. Structure et reproduction	5
3. EPIDEMIOLOGIE	6
3.1. Origines et modalités de la contamination	6
3.1.1. Les dermatophytes anthropophiles	6
3.1.2. Les dermatophytes zoophiles	7
3.1.3. Les dermatophytes géophiles ou telluriques	7
3.2. Les facteurs favorisants	9
3.3. Répartition géographique	9
4. RAPELES ANATOMIQUES.....	10
4.1. La peau.....	10
4.2. Annexes cutanés.....	11
5. PHYSIOPATHOLOGIE.....	13
5.1. Au niveau de la peau	13
5.2. Au niveau des cheveux, poils et duvets	13
5.3. Au niveau des ongles.....	15
6. MANIFESTATIONS CLINIQUES	15

Sommaire

6.1. Onychomycoses ou onyxis à dermatophytes	15
6.2. Atteinte de la peau glabre ou epidermophyties	17
6.2.1. Atteintes des plis (intertrigos)	18
6.2.1.1. Intertrigos des petits plis	18
6.2.1.2 .intertrigos des grands plis	19
6.2.2. 2 .Epidermatophyties circinées	19
6.2.3. Folliculites.....	19
6.3. Deramtophyties du cuir chevelu ou teignes	20
6.3.1.Teignes tondantes.....	20
6.3.1.1. Teignes tondantes microsporiques	21
6.3.1.2. Teignes tondantes trichophytiques	21
6.3.2. Teignes inflammatoires (kérion, sycosis,)	21
6.3.3. Teigne favique ou favus	22
7. DIAGNOSTIC	23
7.1. Anamnèse	23
7.2. Diagnostic mycologique	24
7.3. Autres techniques d'identification (ou techniques complémentaires).....	27
7.3.1. Recherche de la formation d'organes perforateurs in vitro.....	27
7.3.2. Examen en lumière de wood.....	27
7.3.3. Techniques de biologie moléculaire	28
7.3.5. Examen anatomo-pathologique	28
8. TRAITEMENT	28
8.1. La pharmacothérapie.....	28
8.2. Les huiles essentielles	30
9. PROPHYLAXIE	30

Sommaire

Partie pratique

1. Matériels et méthodes

1.1. Type et lieu de l'étude.....	3 2
1.2. Matériels	32
1.2.1. Matériels biologiques	32
1.2.2. Matériels de laboratoire	33
1.3. Méthodes.....	35
1.3.1. Prélèvement.....	35
1.3.2. Examen microscopique direct	38
1.3.4. Mise en culture sur milieu d'isolement	40
1.3.5. Identification des espèces	40
1.3.6. Repiquage sur des milieux d'identification	41

2. Résultats et discussion.....44

2.1. Résultats.....44

2.1.1. Aspects épidémiologiques.....	44
2.1.1.1. Résultats de l'examen direct.....	44
2.1.1.2. Résultats de la culture.....	45
2.1.1.3. Fréquence des dermatophytes.....	46
2.1.1.4. Rendement de l'examen direct et de la culture	46
2.1.1.5. Répartition des dermatophyties selon le type d'atteinte	47
2.1.1.6. Répartition des dermatophyties selon l'âge.....	47
2.1.1.7. Répartition des atteintes dermatophytiques selon le sexe	48
2.1.1.8. Répartition des espèces mycosiques isolées selon le site de prélèvement	49
2.1.1.9. Répartition des espèces isolées en fonction de site d'ongles prélevé	50
2.1.1.10. Fréquence des facteurs favorisant la survenue d'une dermatophytie	51
2.1.1.11. Résultats du diagnostic mycologique après un traitement antimycosique	51
2.1.2 .résultats de l'identification macroscopique et microscopique	52

Sommaire

2.1.2.1. <i>Trichophyton rubrum</i>	52
2.1.2.2. <i>Microsporum canis</i>	54
2.1.2.3. <i>Trichophyton mentagrophytes</i> var. <i>Interdigitale</i>	57
2.1.2.4. <i>Trichophyton violaceum</i> variété <i>glabrum</i>	60
Discussion	63
2.1. Aspect épidémiologique.....	63
2.1.1. Rendement du diagnostic mycologique.....	63
2.1.2. Fréquence des agents pathogènes.....	63
2.1.3. Type d'atteintes dermatophytiques.....	64
2.1.4. Importance de l'âge et de sexe	65
2.1.5. Résultats du diagnostic mycologique après un traitement antimycosique.....	66
2.2. Aspect biologique.....	67
CONCLUSION	
REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES	
ANNEXES	
GLOSSAIRE	
RESUME	

Liste des abréviations

CHU : centre hospitalo-universitaire

E: le genre *Epidermophyton*

Gr : grossissement

M : le genre *Microsporum*

Pc : milieu pomme de terre-carotte

Sp : sans précision

T : le genre *Tricophyton*

Var : variété

® : marque enregistrée

Obj : objectif

KOH : potasse

Liste des tableaux

Liste des tableaux

Tableau I : Les principaux dermatophytes et leur habitat d'origine préférentiel	8
Tableau II : Diagnostic clinique et biologique des champignons des teignes	14
Tableau III : Caractères culturels et morphologie microscopique des différentes espèces de dermatophytes	25
Tableau IV : Répartition de la population totale selon l'âge.....	32
Tableau V : Le nombre de prélèvements en fonction du site	32
Tableau VI : Taux de dermatophyties diagnostiquée lors de notre étude.....	44
Tableau VII : Rendement de l'examen direct et de la culture	46
Tableau VIII : Nombre de dermatophyties selon l'âge.....	47
Tableau IX : Nombre de dermatophyties selon le sexe.....	48
Tableau X : Aspect macroscopique du <i>Trichophyton rubrum</i> isolé... ..	52
Tableau XII : Aspect macroscopique du <i>Microsporum canis</i> isolé... ..	54
Tableau XIII : Aspect macroscopique du <i>Trichophyton interdigitale</i> isolé.....	57
Tableau XIV : Aspect macroscopique du <i>Trichophyton glabrum</i> isolé	60

Liste des figures

Liste des figures

Figure 1 : Représentation schématique de différentes couches qui constituent la peau.....	11
Figure 2 : Représentation schématique de l'épiderme.....	11
Figure 3 : Structure de l'ongle	12
Figure 4 : Structure de poils	12
Figure 5 : Développement d'un dermatophyte d'une façon centrifuge	13
Figure 6 : Développement d'un dermatophyte au niveau pileaire.....	14
Figure 7 : Développement d'un dermatophyte au niveau de l'ongle	15
Figure 8 : Onychomycose latérodistale à <i>T. rubrum</i>	16
Figure 9 : Leuconychie du gros orteil	16
Figure 10 : Onychomycodystrophie totale à <i>T. rubrum</i>	17
Figure 11 : Onychomycose proximale.....	17
Figure 12 : Intertrigo interdigito-plantaire	18
Figure 13 : Intertrigo axillaire à <i>E. Floccosum</i>	19
Figure 14 : Epidermophytie circinée	19
Figure 15 : Teigne microsporique du cuir chevelu à <i>M. langeronii</i>	20
Figure 16 : Teigne trichophytique à <i>T. soudanense</i>	21
Figure 17 : Teignes inflammatoires :A gauche : kerion à <i>T. verrucosum</i> ; à droite sycosis	22
Figure 18 : Favus généralisé	22
Figure 19 : Matériels de prélèvement et d'identification à l'examen direct	34
Figure 20 : Lésions cercinées chez un sportif.....	36
Figure 21 : Epidermophytie palmaire chez un diabétique	36
Figure 22 : Prélèvement au niveau des ongles du pied.....	37
Figure 23 : Teigne de type microsporique chez une fillette	37
Figure 24 : Teigne de type trichophytique chez un garçon	37
Figure 25 : Prélèvement d'un intertrigo inter-orteils	37
Figure 26 : Filaments mycéliens à l'examen direct des squames. (obj. X 40)	38
Figure 27 : Examen direct du parasitisme pileaire endothrix type trichophytique (obj.x10 à	

Liste des figures

gauche et obj.40 à droite).....	39
Figure 28 : Examen direct du parasitisme pilaire endo-ectothrix type microsporique (obj.x40)	39
Figure 29 : Aspect macroscopique des cultures (photo)	41
Figure 30 : Résultats de l'examen direct	44
Figure 31 : Résultats de la culture	45
Figure 32 :Espèces mycosiques identifiées par la culture	45
Figure 33 :Fréquence des dermatophytes identifiés.....	46
Figure 34 : Répartition des dermatophyties selon le type d'atteinte	47
Figure 35 : Répartition des atteintes dermatophytiques selon l'âge	48
Figure 36 : Répartition des atteintes dermatophytiques selon le sexe	49
Figure 37 : Répartition des espèces selon le site de prélèvement	50
Figure 38 : Répartition des espèces isolées en fonction de l'ongle prélevé	50
Figure 39 : Proportion des facteurs favorisant une dermatophytie	51
Figure 40 : Résultats du diagnostic mycologique après un traitement antimycosique	51
Figure 41 :Aspect macroscopique de <i>trichophyton rubrum</i> sur milieu de Saboraud.....	52
Figure 42 : Aspect macroscopique de <i>Tricophyton rubrum</i> sur milieu de Lactrimel de Borelli	53
Figure 43 :Aspect macroscopique de <i>Tricophyton rubrum</i> sur milieu pomme de terre -carotte (à droite : recto,à gauche : verso).	53
Figure 44 :Mycelium régulier et cloisonné avec excroissance triangulaire de <i>T. rubrum</i> Gr.10 x 40	54
Figure 45 :Microconidies piriformes disposées en acladium de <i>T. rubrum</i> Gr.10x100.....	54
Figure 46 : Ebauches de macrocondies de <i>T. rubrum</i> Gr 10x 40.....	54
Figure 47 : Macroconidie de <i>T. rubrum</i> Gr 10 x 100.....	54
Figure 48 : Aspect macroscopique de <i>Microsporum canis</i> sur milieu de Saboraud (à droite : recto,à gauche :verso).....	55

Liste des figures

Figure 49: Aspect macroscopique de <i>Microsporum canis</i> sur milieu de Lactrimel de Borelli (à droite : recto, à gauche : verso).	55
Figure 50: Aspect macroscopique de <i>Microsporum canis</i> sur milieu de milieu pomme de terre- carotte, (à droite : recto, à gauche : verso).	56
Figure 51: Filaments myceliens et macroconidies de <i>Microsporum canis</i> Gr10 x 10.	56
Figure 52: Mycelium en raquette <i>Microsporum canis</i> Gr 10 x 40.	56
Figure 53 : Macroconidie Gr10 x 100 <i>Microsporum canis</i>	57
Figure 54 : Macroconidies <i>Microsporum canis</i> de Gr 10 x40.	57
Figure 55 : Microconidies piriformes disposées en acladium de <i>Microsporum canis</i> Gr10 x40.	57
Figure 56 : Aspect macroscopique de <i>Trichophyton interdigitale</i> sur milieu Saboraud, (à droite : recto, à gauche : verso).	58
Figure 57: Aspect macroscopique de <i>Trichophyton interdigitale</i> sur milieu Lactrimel de Borelli, (à droite : recto , à gauche : verso).	58
Figure 58 : Aspect macroscopique de <i>Trichophyton interdigitale</i> sur milieu pomme de terre – carotte (à droite : recto, à gauche : verso).	59
Figure 59 : Microconidies rondes isolées de <i>Trichophyton interdigitale</i> Gr 10 x100.	59
Figure 60: Microconidies rondes en buisson de <i>Trichophyton interdigitale</i> . Gr 10 x100.	59
Figure 61 : Microconidies piriformes disposées en acladium de <i>Trichophyton interdigitale</i> . Gr 10 x40.	60
Figure 62 : Ramifications en croix de lorraine <i>Trichophyton interdigitale</i> Gr 10 x40.	60
Figure 63: Aspect macroscopique du <i>Trichophyton glabrum</i> sur milieu Saboraud, (à droite : recto, à gauche : verso).	60

Liste des figures

Figure 64 : Aspect macroscopique du <i>Trichophyton glabrum</i> sur milieu de Lactrimel de Borelli (à droite : recto, à gauche : verso).	61
Figure 65 : Filaments mycéliens irréguliers avec aspect tortueux. <i>Trichophyton glabrum</i> Gr 10x40	61
Figure 66 : Arthrospores intercalaires et chlamydospores disposées en chainettes de <i>Trichophyton glabrum</i> Gr 10 x100	62

Introduction

INTRODUCTION

INTRODUCTION

Les mycoses sont des infections provoquées par des champignons microscopiques appelés aussi micromycètes. Parmi quelque 100.000 espèces connues aujourd'hui, plusieurs centaines sont potentiellement pathogènes pour l'homme (AGOUMI, 2003). Elles peuvent être superficielles intéressant l'épiderme et les muqueuses, profondes ou semi-profondes ou systémiques.

Les dermatophyties représentent les mycoses cutanées les plus fréquentes. Elles sont provoquées par les dermatophytes ; champignons filamenteux kératinophiles à l'origine de lésions superficielles de la peau (épiderme) et des phanères. Ces derniers appartiennent à 3 genres : *Epidermophyton* ; *Microsporum* et *Tricophyton*.

Les aspects cliniques qu'elles prennent sont très variés et peuvent simuler de nombreuses affections dermatologiques (eczéma, psoriasis...), d'où l'importance du diagnostic de ces mycoses, en utilisant des techniques de prélèvements ainsi que des moyens d'identification des espèces en cause plus performants.

En effet, il est important de poser avec certitude le diagnostic des dermatophyties avant de mettre en route tout traitement, surtout systémique, en raison de la durée prolongée de celui-ci (de 3 à 6 mois), de son coût élevé et des effets indésirables potentiels des antifongiques.

Quoique dans la plupart des cas, les dermatophyties superficielles restent des affections bénignes mais inesthétiques. Néanmoins, en l'absence de prise en charge, elles peuvent s'étendre vers plusieurs foyers et devenir des affections chroniques et profondes plus au moins invalidantes comme elles peuvent aussi être à l'origine d'importantes épidémies, telles que les teignes.

Cette présente étude a porté sur les cas de dermatophyties superficielles diagnostiquées au service de parasitologie-mycologie du Centre Hospitalo-Universitaire (CHU) Nedir Mohamed de Tizi-Ouzou, ses objectifs principaux sont :

- donner avec précision les différentes étapes de la démarche diagnostique telle qu'elle est pratiquée au laboratoire du CHU, à savoir les modalités de prélèvement, l'examen

INTRODUCTION

microscopique direct, l'isolement et l'identification des champignons par culture mycologique ;

- essayer d'identifier sur deux milieux spécifiques préparés au laboratoire de mycologie de la faculté de médecine ;
- dégager le profil épidémiologique, clinique et mycologique des ces mycoses, en se basant sur un nombre de prélèvements mycologiques analysés au laboratoire de parasitologie et mycologie du CHU sur une période de deux mois.

La rédaction de notre document se décline en trois parties :

- dans la première, nous ferons un rappel bibliographique sur les dermatophyties et dermatophytes en développant leur mode de contamination, ainsi que la physiopathologie et la clinique des lésions qu'ils provoquent ;
- dans la deuxième partie, sera exposée la méthodologie de travail et les différentes étapes de notre protocole d'étude ;
- les résultats obtenus, seront exposés et discutés dans une troisième partie.

Synthèse bibliographique

1 .DEFINITION

Les dermatophyties (ou dermatophytoses) sont des motifs fréquents de consultation en pratique dermatologique. Ce sont des mycoses superficielles dues à des champignons filamenteux : dermatophytes (TERRIEN et *al.*2013).

Ces derniers sont des champignons microscopiques adaptés à la kératine humaine (et animale). Chez l'homme, la peau (l'épiderme) et les phanères (ongles, cheveux, poils) sont les sites les plus privilégiés de ces champignons caractérisés par leur kératinophilie et par leur pouvoir kératinolytique. Ils sont à l'origine de lésions superficielles cutanées très variées : épidermophyties (épiderme), intertrigo (plis), onyxis ou onychomycoses (ongles), teignes (cheveux), folliculites (poils) (ANOFEL, 2014)

Ces infections engendrent des réactions de la part de l'hôte qui sont très variables (discrètes ou sévères) selon l'espèce parasitaire, la localisation anatomique des lésions, les facteurs intrinsèques à l'hôte et l'environnement (CHABASSE, 2008).

Ils peuvent également être responsables de manifestations allergiques dont certaines sont d'expression cutanée sont appelées dermatophytides ou tricophytides (MOULINIER, 2003)

Enfin, les dermatophytes ne touchent que très exceptionnellement les muqueuses, les tissus sous cutanés (granulomes, mycétomes) ou les viscères (maladie dermatophytique) (CHABASSE et *al.*, 2004).

Dans la présente étude, on s'intéressera particulièrement qu'aux dermatophyties superficielles diagnostiquées chez l'homme.

2. AGENTS PATHOGENES

2.1. Place des dermatophytes au sein des champignons d'intérêt médicale

Les dermatophytes sont des champignons microscopiques ou micromycètes. Ce sont des organismes eucaryotes uni- ou pluricellulaires. Ils sont hétérotrophes, immobiles, se nourrissent par absorption de matières organiques et se reproduisent par l'intermédiaire de spores sans flagelle. Ils possèdent une paroi résistante, faite de polysaccharides, de polypeptides et de chitine ainsi qu'une membrane riche en ergostérol. (RIPERT, 2013)

Synthèse bibliographique

Les micromycètes vivent en saprophytes ou commensaux, parfois en symbiotes mais aussi en parasites. Un de leur habitat courant est le sol (réservoir tellurique). (RIPERT, 2013)

Les champignons ou « mycètes » ont longtemps fait partie du règne des végétaux, ils constituent actuellement un règne (phylum) autonome : Fungi. De très nombreuses classifications ont vu le jour. Elles se modifient avec l'évolution des connaissances (études ultrastructurales, biochimiques et génétiques) et l'application récente à la mycologie des techniques de biologie moléculaire. (KOENIG, 1998)

En mycologie médicale, la classification de Hawksworth, Sutton et Ainsworth (1970) modifié par Kwonchung et Bennett (1992) puis par Hoog (1995), est la plus utilisée actuellement. Elle différencie quatre divisions selon les modalités de la reproduction sexuée : les Mastigomycotina, les Zygomycotina, les Ascomycotina et les Basidiomycotina. On parle alors de champignons parfaits ou Fungi perfecti. En outre, lorsque la reproduction sexuée n'est pas connue, la division est appelée Deuteromycotina ou Fungi imperfecti (annexe 1).

Selon MOULINIER (2003), on classe, aussi, les eumycètes (champignons vrais), selon l'aspect de leur thalle et on distingue :

- **Les champignons filamenteux** : Ils se développent par un système de filaments plus ou moins ramifiés appelé thalle. Ce dernier est constitué d'hyphes (filaments tubulaires) cloisonnés ou non que l'on appelle mycélium. Ils sont divisés en deux groupes : les siphomycètes ou champignons inférieurs où les filaments sont sans cloisonnement interne. Les septomycètes ou champignons supérieurs où les filaments sont cloisonnés par des « septa ». C'est à ce groupe qu'appartiennent les dermatophytes et les moisissures (champignons du genre *Aspergillus*, *Penicillium*, *Fusarium*...).
- **Les levures** : Le thalle est réduit à un état unicellulaire. Exemples : le genre *Candida* (avec *Candida albicans* agent de candidoses) ou *Malassezia* sp. (levures commensales de la peau, agents du Pityriasis).
- **Les champignons dimorphiques** : Ils se présentent sous forme filamenteuse dans le sol et in vitro (état saprophytique) et sous forme de levure à l'état parasitaire in vivo. Ils sont responsables de nombreuses mycoses exotiques tels : le genre *Histoplasma*.

2.2. Classification des dermatophytes

Les dermatophytes appartiennent à la classe des Ascomycètes ce qui suppose une reproduction sexuée (téléomorphe) ; par l'intermédiaire de spores sexuées, à la famille des Arthrodermataceae et à l'ordre des Onygenales (MOULINIER, 2003).

Cependant, en pratique de laboratoire, la forme sexuée de ces champignons est très rarement observée. Ainsi, leur classification repose sur la reproduction asexuée ou conidiogénèse (anamorphe). Les dermatophytes sont alors classés dans le Phylum des Deutéromycètes et la classe des Hyphomycètes (CHABASSE, 2004).

La classification actuellement utilisée est la classification d'Emmons (1934), elle reconnaît trois genres :

- le genre *Microsporum* (Gruby 1843) : Il parasite la peau et les cheveux, attaque rarement les ongles ;
- le genre *Trichophyton* (Mamsten 1845) : Il parasite la peau et les phanères ;
- le genre *Epidermophyton* (Saboraaud 1907) : Il parasite uniquement la peau.

Lorsque la forme sexuée est présente (ou connue), le dermatophyte est un *Arthroderma*. C'est le nom de genre de la forme sexuée d'un *Microsporum* ou d'un *Trichophyton*. *Epidermophyton*, par contre, n'a pas de forme sexuée connue (RIPERT, 2013)

2.3. Structure et reproduction

Les dermatophytes sont des champignons filamenteux à thalle cloisonné, se reproduisent de façon sexuée en formant des ascospores dans des asques au sein d'un gymnothèces (CHABASSE, 2004).

Les dermatophytes étant des espèces hétérothaliques, la production de spores sexuées dépend de la rencontre de deux souches complémentaires, l'une dite de polarité +, l'autre de polarité - .

La reproduction asexuée s'effectue sur le mode thallique solitaire, et conduit à la formation de deux types de spores asexuées ou conidies (également appelées aleuries) : des spores unicellulaires appelées microconidies ou microaleuries, et des spores pluricellulaires, à base tronquée et cloisonnée transversalement, les macroconidies ou macroaleuries.

On retrouve également des chlamydospores ; spores asexuées de résistance qui ne se détachent pas du mycélium (CHABASSE, 2004).

Selon l'abondance de ces deux types de spores, et leur morphologie, chaque genre de ces champignons, présentent des caractéristiques particulières.

Dans le genre *Microsporum*, il existe la plupart du temps, des macroconidies fusiformes à paroi épaisse et échinulée, de grande taille (40 à 160 µm sur 8 à 20 µm) et des microconidies piriformes (parfois rondes) (RIPERT, 2013).

Le genre *Trichophyton* regroupe des espèces très différentes. Certaines (*T. verrucosum*, *T. schoenleinii*, *T. violaceum*) donnent rarement des spores. D'autres, donnent des macroconidies à paroi et cloisons minces et lisses, de petite taille (10 à 50 µm sur 3 à 6µm) et des microconidies rondes ou piriformes (*T. mentagrophytes*, *T. rubrum*, *T. tonsurans*) (RIPERT, 2013).

Dans le genre *Epidermophyton*, seules les macroconidies sont présentes (20-35 x 6-8 µm) en forme de massues, à paroi et cloisons minces, elles sont disposées en bouquet (RIPERT, 2013).

La vie parasitaire a infligé aux dermatophytes un processus dégénératif, de sorte que dans les lésions infligées aux hommes et aux animaux parasités, ils ont perdu leurs organes reproducteurs et ne se présentent que sous la forme de filaments banals et de spores imparfaites. Ils ne procèdent donc pas à une reproduction sexuée mais à une simple transformation des filaments, par désarticulation : les arthrospores (EUZEBY, 2003).

3. EPIDEMIOLOGIE

3.1. Origines et modalités de la contamination

L'origine de la contamination de l'homme peut être humaine (espèces anthropophiles), animales (espèces zoophiles) ou telluriques (espèces géophiles).

3.1.1. Les dermatophytes anthropophiles

Ils sont les plus couramment en cause lors d'infections fongiques (80 à 90% des cas) BRANS (2014).

La contamination est toujours inter-humaine soit par contact direct (mains, cheveux...), soit par contact indirect (objets ou vêtements souillés, sols contaminés par des squames parasités...). Les poux, en se déplaçant d'une tête d'enfant à une autre tête, emportent avec eux des spores fongiques et participent à la contamination (BADILLET, 1982) .

Lors de mycoses, impliquant des espèces anthropophiles, on observe rarement des réactions inflammatoires et allergiques. Le manque d'immunité vis à vis de ces pathogènes, induit des récurrences fréquentes (BRANS, 2014)

Les espèces les plus fréquemment retrouvées sont *T. rubrum* et *T. mentagrophytes var. interdigitale* responsables de contamination des pieds que ce soit au niveau des ongles ou des espaces interdigitaux, communément appelée pied d'athlète, notamment dans les milieux sportifs (CRABOS, 2013). Ces champignons sont difficilement transmissibles aux animaux (zoonoses inversées rares) (CAQUET, 2009).

3.1.2. Les dermatophytes zoophiles

La transmission à l'homme se fait accidentellement par un animal. Il peut s'agir d'animaux d'élevage, de rente, de compagnie ou plus rarement d'animaux sauvages (GUILLOT et al, 2015). La contamination peut se faire par contact direct (caresses) ou indirect (squames ou poils contenant les spores virulentes laissés sur le sol, un fauteuil...). Les cas les plus fréquents sont causés par *M. canis* qui affecte les chats et les chiens. D'autant plus qu'ils peuvent être porteurs asymptomatiques (CAFARCHIA et al., 2006). La transmission interhumaine est possible, mais reste très limitée. (CHABASSE et al., 2004)

3.1.3. Les dermatophytes géophiles ou telluriques

Un certain nombre de dermatophytes peuvent être retrouvés dans le sol, surtout lorsque celui-ci est enrichi par la kératine d'origine animale (poils, plumes...) (CHABASSE et PIHETA, 2008).

La transmission à l'homme est très souvent accidentelle car il faut un traumatisme avec de la terre contaminée pour que le pathogène s'implante. Ce phénomène est donc rare. En revanche, les animaux peuvent véhiculer des espèces géophiles qui secondairement vont contaminer l'homme. La transmission interhumaine est quasi nulle (CHABASSE, 2004).

Les lésions causées par une espèce zoophile ou tellurique sont habituellement inflammatoires, et parfois aussi suppurées. Elles sont dues à des espèces non adaptées à la kératine humaine (ANOFEL, 2014).

Le résumé de ces espèces est inclus dans le Tableau I.

Synthèse bibliographique

Tableau I : Les principaux dermatophytes et leur habitat d'origine préférentiel (ANOFEL, 2014)

ESPECES ANTHROPOPHILES	
Genre <i>Microsporum</i>	<i>M. audouinii</i> var. <i>langeronii</i>
Genre <i>Trichophyton</i>	<i>T. tonsurans</i> <i>T. violaceum</i> <i>T. soudanense</i> <i>T. rubrum</i> <i>T. mentagrophytes</i> var. <i>interdigitale</i> <i>T. schoenleinii</i>
Genre <i>Epidermophyton</i>	<i>E. floccosum</i>
ESPECES ZOOPHILES	
Genre <i>Microsporum</i>	<i>M. canis</i> (chien, chat, etc.) <i>M. persicolor</i> (rongeurs sauvages) <i>M. praecox</i> (cheval)
Genre <i>Trichophyton</i>	<i>T. mentagrophytes</i> : lapin, hamster, cheval, etc. <i>T. erinacei</i> (hérisson) <i>T. gallinae</i> (volailles) <i>T. verrucosum</i> (bovins, ovins)
ESPECES TELLURIQUES	
Genre <i>Microsporum</i>	<i>M. gypseum</i> <i>M. fulvum</i>
Genre <i>Trichophyton</i>	<i>T. mentagrophytes</i> (également zoophile) <i>T. ajelloi</i> <i>T. terrestre</i>

3.2. Les 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 guérissent spontanément à la puberté pour la plupart.
- Facteurs immunologiques comme l'immunodépression liée au SIDA, à la corticothérapie, au traitement immunosuppresseur ou à la chimiothérapie cancéreuse.
- Professions :
 - agriculteurs, éleveurs de bovins et vétérinaires sont particulièrement exposés à une contamination par une espèce zoophile (*Trichophyton verrucosum*).
 - les maîtres-nageurs : en milieu chaud et humide en permanence, ce qui favorise les intertrigos interdigito-plantaires déterminés par des espèces anthropophiles (*Trichophyton rubrum*, *Trichophyton mentagrophytes* var. *interdigitale*, ...).
 - en tenue de protection occlusive, qui est à l'origine de macération : comme les gants de boxe, gants en caoutchouc, chaussures de sécurité,...(CHABASSE, 2011)
- La pratique des sports en salle (arts martiaux, gymnastique...) ou de la natation: En effet la transpiration, le port de baskets et les contacts entre équipiers créent les conditions idéales pour le développement des champignons et la propagation d'un hôte à un autre (CHABASSE et BARALE, 1997)
- Les facteurs physiques : chaleur et humidité favorisent la macération 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 synthétique hydrophobes empêchant l'évaporation).
- Certaines habitudes en matière de coiffure chez les africains (rasage des garçons, nattage des filles), à l'origine de la transmission de teignes anthropophiles (*Microsporum audouinii* var. *langeronii*, *Trichophyton soudanense*, ...).

3.3. Répartition géographique

Les mycoses cutanées superficielles dans le monde ont une prévalence de 20 à 25%, ce qui en fait une des infections les plus fréquentes au monde. (CAUSSE, 2011).

La majorité des dermatophytes sont cosmopolites tels que *E. floccosum*, *M. canis*, *T. rubrum*, *T. mentagrophytes*, *M. gypseum*.... Cependant certaines espèces restent localisées à des zones géographiques spécifiques :

- *T. violaceum* : Afrique du Nord
- *T. soudanense* : Afrique subsaharienne
- *M. audouinii* var. *langeronii* : Afrique de l'Ouest et Centrale
- *M. ferrugineum* : Asie, Afrique centrale
- *T. concentricum* : Asie, Indonésie

La diminution de fréquence d'isolement de certaines espèces comme *M. ferrugineum*, ou *T. schoenleinii* (rive méditerranéenne) peut s'expliquer par leur limitation à certaines zones géographiques étroites. D'autres espèces, à l'inverse, en s'adaptant à la population autochtone sont en augmentation (*M. audouinii* var. *langeronii*, *T. soudanense*, *T. tonsurans*) et sont retrouvées lors d'épidémies (BOUCHET, 2002)

Les flux migratoires, les pratiques professionnelles et l'adoption d'enfants venant de pays où les teignes sont endémiques modifient la répartition des espèces. (HAY et al., 2001. CHABASSE et THERIZOL-FERLY, 2000)..

D'autres espèces sont plus fréquentes du fait des modifications des habitudes, comme celles concernant les nouveaux animaux de compagnie (NAC) porteurs sains de *T. mentagrophytes* et de *T. mentagrophytes* variété *porcellae* (CHABASSE et CONTET-AUDONNEAU, 2011).

4-RAPPELS ANATOMIQUES

4.1. La peau

La peau est l'organe le plus important du corps humain. En effet, elle représente en moyenne 10% de la masse corporelle. Elle est formée de trois couches superposées qui sont, de la superficie vers la profondeur, l'épiderme, le derme et l'hypoderme (figure 1).

L'épiderme est un épithélium de revêtement, stratifié, pavimenteux et non vascularisé. Il est constitué de 4 types cellulaires : les kératinocytes, les mélanocytes, les cellules de Langerhans et les cellules de Merkel.

Les kératinocytes, responsables de la synthèse de la kératine, représentent 80% de l'ensemble de ces cellules.

L'épiderme se répartit en quatre couches dénommées, de la profondeur à la superficie : couche basale, couche spinuse, couche granuleuse et couche cornée (Figure 2).

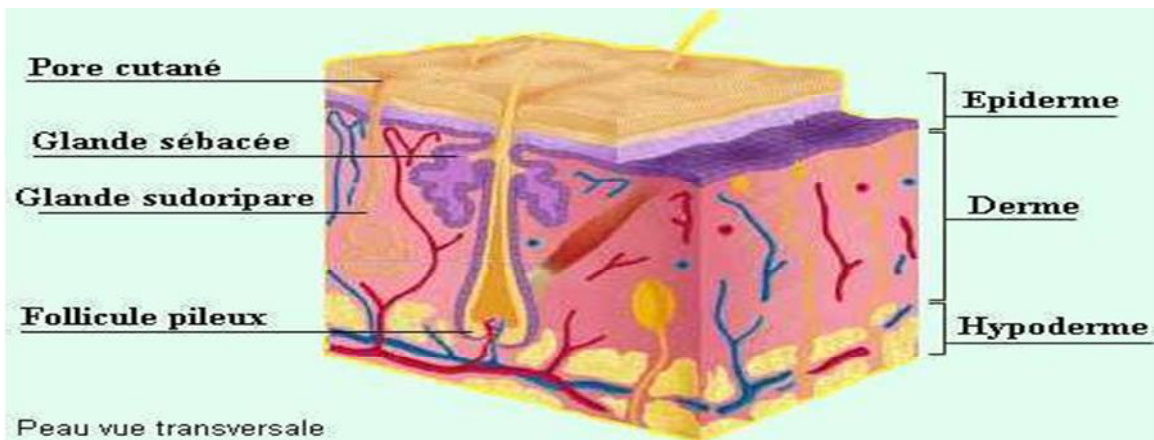


Figure 1 : Représentation schématique de différentes couches qui constituent la peau.

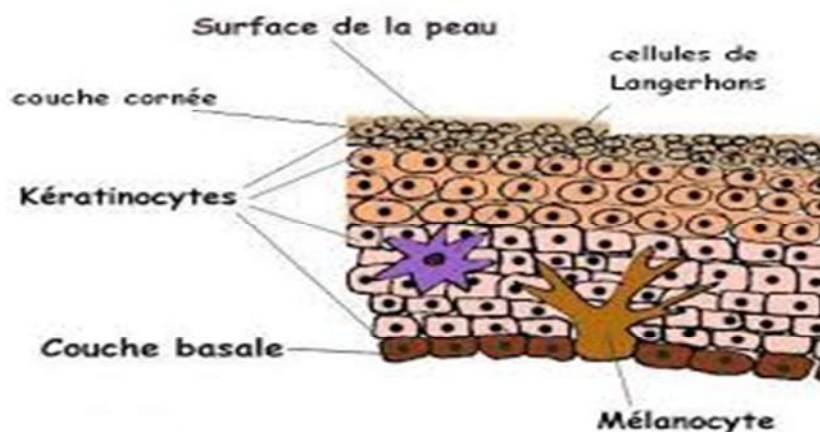


Figure 2 : Représentation schématique de l'épiderme

4.2. Annexes cutanées

Elles sont dérivées de l'épiderme et comprennent les poils et les follicules pileux, les ongles, les glandes sudoripares et les glandes sébacées.

- Les ongles sont des plaques de cellules épidermiques kératinisées, dures et entassées. Ils sont composés d'un corps, d'un bord libre et d'une racine. (Figure 3)
- Les poils, que l'on retrouve sur la majeure partie de la peau, sont composés d'une colonne de cellules kératinisées mortes réunies par des protéines extracellulaires. Ils sont entourés du follicule pileux à leur racine et sont composés d'une gaine radicalaire interne et d'une gaine radicalaire externe. (figure 4)

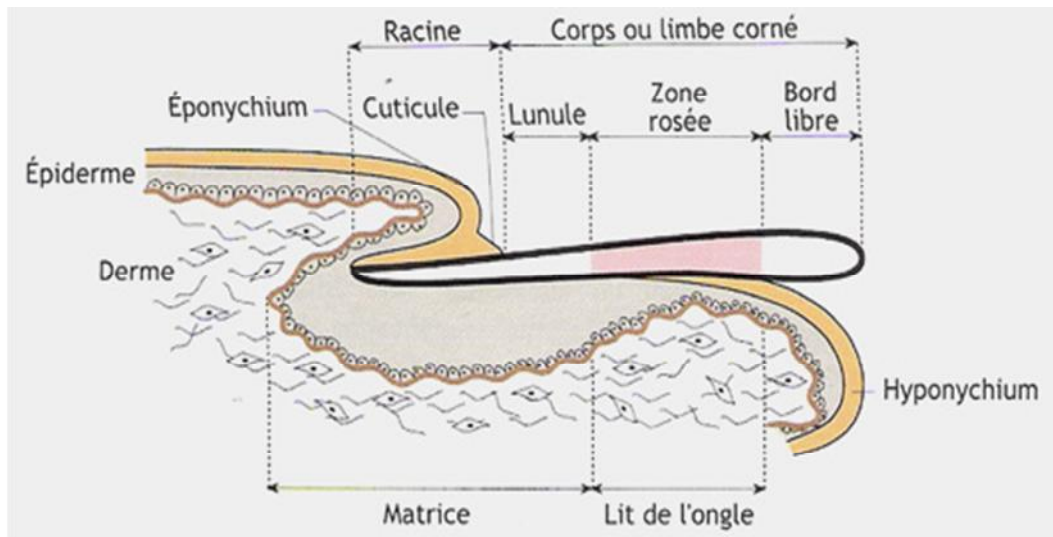


Figure 3 : Structure de l'ongle

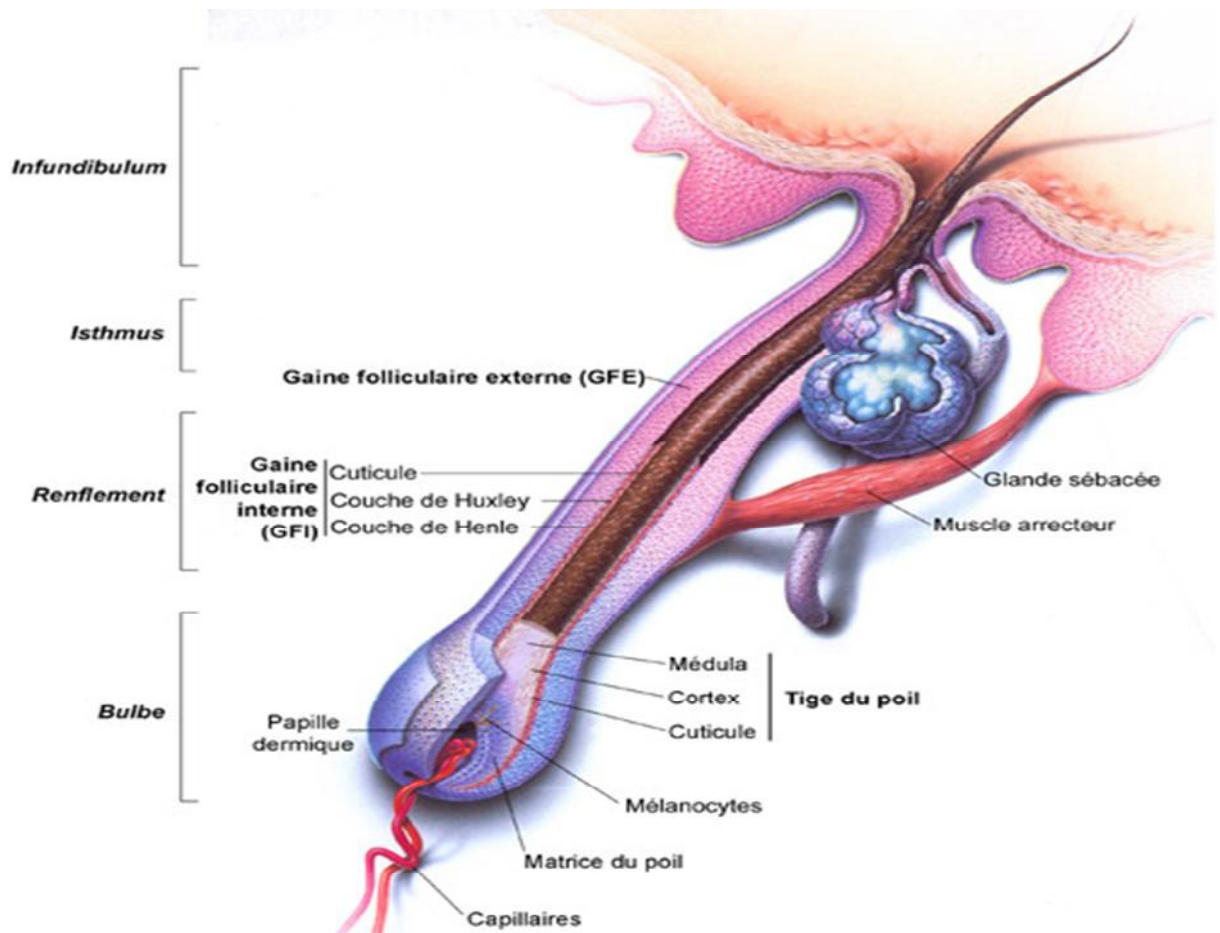


Figure 4: Structure de poils

5. PHYSIOPATHOLOGIE

5.1. Au niveau de la peau

L'atteinte débute toujours au niveau de l'épiderme. Il faut une lésion préexistante pour que le champignon pénètre dans la couche cornée. Lié à la kératine, le dermatophyte va la pénétrer et la lyser. Il peut agir mécaniquement mais aussi, par l'intermédiaire d'enzymes : la kératinase, la collagénase et l'élastase.

La spore germe, donne des filaments à croissance centrifuge formant ainsi une lésion circulaire (figure 5). La zone active se trouve en périphérie et le centre guérit progressivement. (KOENIG, 1998).

L'apparition des lésions se fait en une à trois semaines après le contact infestant (ZAGNOLI *et al.*, 2005).

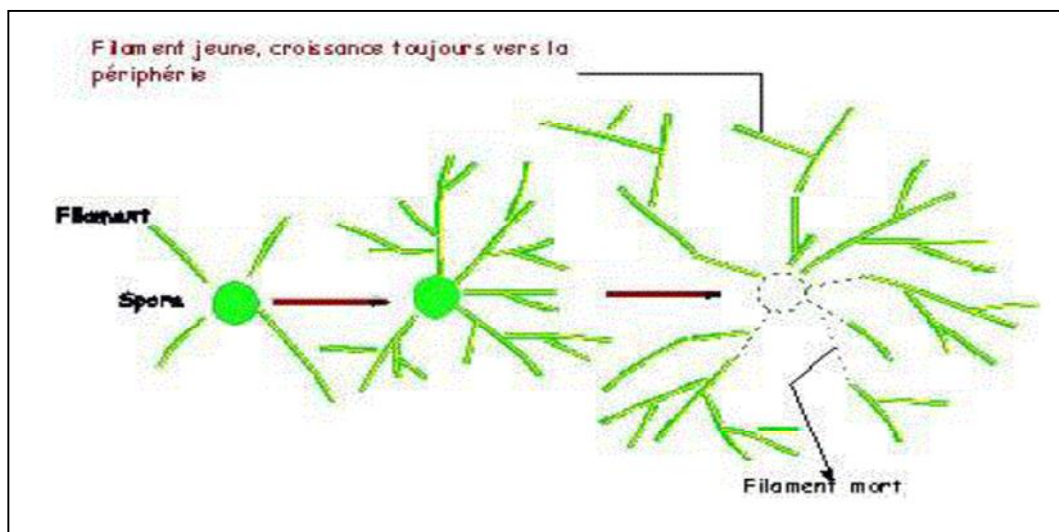


Figure 5: Développement d'un dermatophyte d'une façon centrifuge (ANNICK ,2009)

5.2. Au niveau des cheveux, poils et duvets

Les filaments mycéliens se développent sur l'épiderme, puis atteignant un orifice pileux, progressent jusqu'à l'infundibulum, traversent la cuticule de cheveu, du poil ou de duvet, envahissent le phanère de haut en bas (MOULINIER, 2003). Sa progression s'arrête au niveau du collet du bulbe pileux où il n'y a pas de kératine et forme une ligne appelée « frange d'Adamson » (figure 6). (KOENIG, 1995).

A noter que les poils axillaires, pubiens, à cuticule trop épaisse, ne sont jamais parasités. (MOULINIER, 2003).

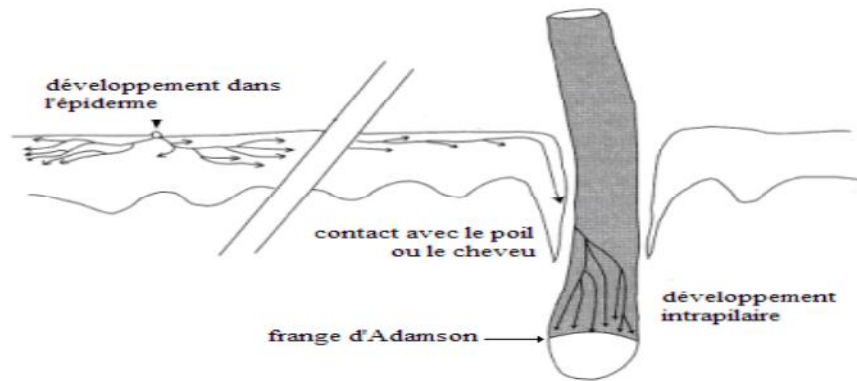
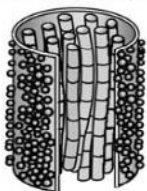
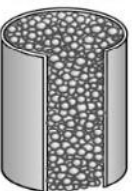
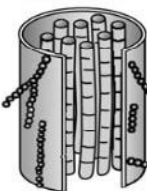
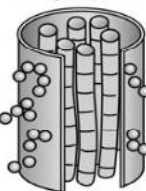
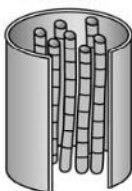


Figure 6 : Développement d'un dermatophyte au niveau pilaire (CHABASSE et *al*, 1999).

Les cheveux sont parasités selon les modes suivants (tableau II) :

- Type endothrix (trichophytique) : Les filaments se multiplient uniquement à l'intérieur du cheveu. Ils sont transformés en chaîne de spores roses (4 µm) ;
- Type ecto-endothrix : Les filaments intrapilaires sont peu nombreux et ressortent du cheveu en formant autour de lui une gaine. Si cette gaine est formée de petites spores très compactes : teigne microsporique, ou si les spores sont dissociées en chaînettes : teigne microïde ou de spores plus grosses : teigne mégaspore ;
- Type favique : les filaments intrapilaires sont segmentés en éléments courts : les « tarsi faviques ».

Tableau II : Diagnostic clinique et biologique des champignons des teignes (ZAGNOLI, 2005)

Aspect clinique des lésions	1,2,3 plaques alopéciques de quelques mm de diamètre	Très nombreuses plaques alopéciques de quelques mm de diamètre	Teigne inflammatoire (kérion aigu)	Teigne inflammatoire (kérion subaigu)	Teigne favique
Examen clinique des cheveux	Cheveux cassés à quelques mm de l'émergence	Cheveux cassés très courts englués dans les squames ou aspect de comédon	Cheveux expulsés rapidement	Cheveux cassés court avant d'être expulsés	Cheveux non cassés
Aspect en Wood	Wood +	Wood -	Wood -	Wood -	Wood +
Aspect du parasitisme pilaire à l'examen direct	Microsporique 	Endothrix 	Microïde 	Mégaspore 	Favique 

5.3. Au niveau des ongles

Il y a pénétration du dermatophyte dans la couche cornée de l'hyponichium et du lit unguéal. Cet envahissement se fait le plus souvent de la partie distal (bord libre) vers la base de l'ongle (RIPPET, 2013) (Voir figure 7).

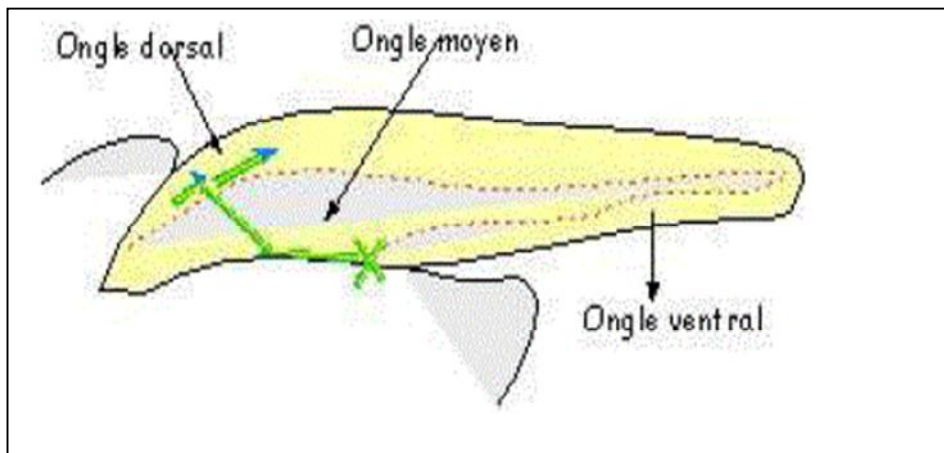


Figure 7: développement d'un dermatophyte au niveau de l'ongle (ANNICK, 2009)

6. MANIFESTATIONS CLINIQUES

6.1. Onychomycoses ou onyxis à dermatophytes

Ils sont relativement fréquents en touchant dans la population générale 6 à 9 % des individus (Anonyme 1), représentent environ les trois quarts des étiologies fongiques. (CHABASSE, 2003). Il s'agit habituellement d'une auto-contamination par un intertrigo ou, plus rarement par une teigne de cuir chevelu. Les atteintes concernent surtout les ongles des pieds, en particulier de gros orteils et ne s'accompagnent jamais de périonyxis (RIPERT, 2013).

Les dermatophytes responsables sont principalement *T. rubrum* et *Mentagrophytes* var. interdigitale. On décrit classiquement quatre formes cliniques d'onyxis à dermatophytes.

6.1.1 - L'onychomycose sous-unguéale disto- latérale

Il s'agit de type de lésions le plus fréquemment rencontré. Le dermatophyte prolifère dans le lit de l'ongle à partir du bord disto-latérale en direction de la matrice. Sur l'ongle, se

forme une tache de couleur jaune à brun plus au moins foncé. Il se produit une hyperkératose de la tablette unguéale (RIPERT, 2013) (Figure 8).



Figure 8 : Onychomycose latérodistale à *T. rubrum* (photo prise au laboratoire de parasitologie-mycologie du CHU de Tizi Ouzou)

6.1.2- La leuconychie superficielle

Il s'agit de l'invasion de la tablette superficielle. Elle se présente sous forme de taches blanches, de taille variable, d'aspect poudreux (Figure 9) cette onychomycose atteint principalement les orteils, surtout en cas de superpositionnement de deux orteils. (CRICKX et al 2002)



Figure 9 : Leuconychie du gros orteil (ANOFEL, 2004)

6.1.3-L'onychomycodystrophie totale

En générale secondaire aux lésions précédentes. Elle correspond à l'envahissement et à la destruction progressive de l'ongle par le dermatophyte. (figure10). Tous les ongles peuvent être atteints. (RIPERT, 2013).



Figure 10 : Onychomycodystrophie totale à *T. rubrum* (photo prise au laboratoire de parasitologie-mycologie du CHU de Tizi Ouzou)

6.1.4-L'onychomycose proximale

Contrairement à ce que l'on observe habituellement, l'ongle n'est pas contaminé par son bord libre mais par son extrémité proximale au niveau de la lunule. Il se forme une tache blanc-jaunâtre, qui correspond à la kératine fragilisée (figure 11). Cet aspect est observé chez des patients immunodéprimés (RIPERT, 2013)



Figure 11 : Onychomycose proximale (DERMNET, 2011)

6.2. Atteinte de la peau glabre ou epidermophyties

6.2.1. Atteintes des plis (Intertrigo)

6.2.1.1. Intertrigo des petits plis

L'intertrigo interdigito-plantaire dénommé aussi « pieds d'athlète » débute dans le dernier espace inter-orteils. Il s'agit d'abord d'une macération de la peau favorisant la germination de spores, puis d'une fissuration du fond du pli, accompagnée d'une

hyperkératose. La peau devient blanchâtre, s'épaissit formant à la longue une lésion blanc-nacre épaisse (figure 12). L'extension peut se faire à la plante du pied, sur le dos du pied et aux angles. Il s'agit de lésions sèches, peu inflammatoires, peu prurigineuses (*T. rubrum*) ou de lésions plus érythémateuses (*T. mentagrophytes* ; *var interdigitale*).



Figure 12 : Intertrigo interdigito-plantaire (BONNETBLANC, 2012)

Au niveau des mains, l'intertrigo dermatophytique est moins fréquent. Il est sec, non érythémateux et non prurigineux. Il peut s'étendre et provoquer un épaissement cutané de la paume des mains (pachydermie) donnant une consistance cartonnée (BONNETBLANC, 2012).

6.2.1.2. Intertrigos des grands plis

Les intertrigos des grands plis siègent presque 'exclusivement sur les plis inguinaux (autrefois appelé « eczéma marginé de Hebra ») et interfessiers, plus rarement sur les plis auxiliaires (figure 13) ou sous-mammaires.

Il s'agit de lésions centrées sur les plis, avec une bordure érythémato-squameuse ou vésiculeuse, souvent prurigineuses. Dans le cas de l'eczéma marginé de Hebra, elles débutent dans le creux inguinal et se propagent vers la face interne des cuisses et le périnée. L'atteinte bilatérale est plus rare qu'aux plis inguinaux. Les deux dermatophytes les plus fréquemment retrouvés sont : *E. floccosum* et *T. rubrum* (RIPERT, 2013).



Figure 13 : Intertrigo axillaire à *E. floccosum* (ANOFEL, 2010)

6.2.2. Epidermotophyties circinées

Les dermatophytoses de la peau glabre (anciennement nommées herpès circiné), touche la peau glabre à tout âge et peuvent survenir sur toutes les parties du corps, en particulier les zones découvertes. Les lésions sont d'abord arrondies, maculeuses, érythémato-squameuses et prurigineuses, puis elles ont une évolution centrifuge avec une bordure inflammatoire vésiculeuse et au centre plus clair d'aspect cicatriciel (figure14). La confluence de plusieurs lésions donne un aspect polycyclique. Les agents les plus souvent responsables sont : *M. canis* et *T. rubrum* (ZAGNOLI et al,2004).



Figure 14 : Epidermophytie circinée (ZAGNOLI et al., 2005)

6.2.3. Folliculites.

Elles correspondent à l'envahissement du follicule du poil par le dermatophyte, ce sont des lésions nodulaires sous cutanées.

Les dermatophytes zoophiles (*T. mentagrophytes*, *T. verrucosum*) sont le plus souvent en cause. *T. rubrum* peut aussi donner des folliculites de la jambe chez la femme après contamination post-épilation (RIPERT, 2013)

6.3. Dermatophyties du cuir chevelu ou teignes

5.3.1. Teignes tondantes

Elles touchent presque exclusivement les enfants avant la puberté. Elles évoluent jusqu'à la puberté et guérissent spontanément.

6.3.1.1. Teignes tondantes à grandes plaques d'alopécie ou teignes tondantes microsporiques

Elles sont dues aux dermatophytes appartenant à des *Microsporum* zoophiles et anthropophiles (*M. langeronii*, *M. canis*). Il s'agit de grandes plaques rondes 1 à 3 cm de diamètre, peu nombreuses et bien délimitées. Elles sont squameuses peu ou pas inflammatoires ; les cheveux atteints sont cassés à 2 ou 3 mm de leur émergence et ils ont un aspect grisâtre (CHABASSE et al, 2008). (Figure 15)

En dehors des plaques, les cheveux sont sains. Ces teignes très contagieuses régressent habituellement spontanément à la puberté, sans alopécie résiduelle. Ces teignes peuvent être associées à des localisations cutanées (MONKASSA et al, 2000).

L'examen en lumière de Wood montre une fluorescence vert vif des cheveux (MOULINIER, 2003). Cette fluorescence est due à la présence d'un pigment particulier synthétisé par certaines espèces de dermatophytes : la ptéridine (EUZEBY, 2008).



Figure 15: Teigne microsporique du cuir chevelu à *M. langeronii*. (ANOFEL, 2010)

6.3.1.2. Teignes tondantes à petites plaques d'alopécie ou teignes tondantes trichophytiques

Elles sont dues essentiellement aux *Tricophyton* anthropophiles (*T. tonsurans*, *T. violaceum* et *T. soudanense*). Les plaques d'alopécie sont souvent beaucoup plus nombreuses, de petite taille (moins de cinq millimètres) et mal délimitées. Elles peuvent secondairement fusionner pour former de grandes plaques d'alopécie. Les cheveux sont cassés bien plus court, au ras du cuir chevelu.(Figure 16).Il n'existe pas de fluorescence en lumière de Wood (MONKASSA et al, 2000)



Figure 16 : Teigne trichophytique à *T. soudanense* (ANOFEL, 2010).

6.3.2. Teignes inflammatoires (kérion, sycosis)

A la différence des teignes tondantes, les teignes inflammatoires touchent aussi bien l'enfant que l'adulte. Chez la femme on observe des kérions du cuir chevelu, chez l'homme des lésions suppurées de la barbe, les sycosis. Lorsque la lésion siège sur le cuir chevelu elle est unique, par contre elle peut être multiple dans la barbe (Figure 17).

La lésion débute par une plaque érythémato-squameuse circulaire qui se tuméfie rapidement, rougit, suppure et provoque la chute des cheveux ou des poils. Au bout de quelques temps, la suppuration se tarit, les signes d'inflammation disparaissent et les poils ou les cheveux repoussent. Leur atteinte parasitaire est de type microïde ou megaspore. Elles sont provoquées par des dermatophytes zoophiles (*T. mentagrophytes*, *T. verrucosum*) ou par des dermatophytes telluriques (*M. gypseum*) (RIPERT, 2013). L'examen en lumière de Wood ne montre pas de fluorescence (MOULINIER, 2003).



Figure 17: Teignes inflammatoires :à gauche : Kerion à *T. verrucosum* (ANOFEL, 2010) ; à droite Sycosis (DERMNET, 2011)

6.3.3. Teigne favique ou favus

Le favus ou teigne favique est dû à *T. schoenleinii*, cosmopolite, exclusivement anthropophile. Les cheveux ne cassent pas, ils se détachent car ils sont atteints par la base. (LARIVIERE et *al.*, 1987)

L'accumulation du mycélium va entraîner la formation d'une petite croûte jaunâtre, friable, centrée par un cheveu : le « godet favique » ayant une odeur de souris. Les cheveux décollés vont tomber, donnant une alopécie définitive (figure 18). Cette teigne contagieuse est favorisée par le manque d'hygiène (KAH, 2011). L'examen en lumière de Wood montre une fluorescence vert foncé des cheveux ou poils (MOULINIER, 2003). Des lésions cutanées ou un onyxis des mains peuvent être associées (RIPERT, 2013)



Figure 18 : Favus généralisé (DENGUEZLI, 2006)

7. DIAGNOSTIC

Le diagnostic biologique, clinique et les renseignements rapportés par le patient sont complémentaires pour confirmer une mycose, et identifier l'espèce de champignon en cause, permettant ainsi l'instauration du meilleur traitement et l'information sur les conseils de prévention (FEUILHADE DE CHAUVIN, 2015).

7.1. Anamnèse

Il est essentiel de recueillir des données précises sur le patient et son environnement, afin d'orienter le diagnostic (CHABASSE et PIHET, 2014). Ces dernières doivent comporter un certain nombre de points importants :

- L'ancienneté des lésions, leur mode d'évolution dans le temps ;
- Origine géographique du patient et notion de voyage récent : car il peut s'agir d'une zone d'endémie pour une mycose particulière ;
- Mode de vie ;
- Les facteurs favorisants qu'ils soient professionnels ou autres ;
- contact avec des animaux et dans quel contexte ;
- Si un traitement local ou général est en cours ou a été suivi : l'immunodépression induite par certaines maladies ou certains traitements peut modifier les signes cliniques d'une mycose.

7.2. Diagnostic mycologique

Le diagnostic des dermatophyties requiert dans la grande majorité des cas un examen mycologique.

7.2.1. Prélèvement

Il doit être réalisé avant tout traitement spécifique, qu'il soit local ou général (ANOFEL, 2014). Si un traitement a déjà été entrepris, il est conseillé de l'arrêter et d'observer un certain délai avant de procéder au prélèvement. Le laps de temps entre l'arrêt et le prélèvement est fonction de la localisation de la lésion et du médicament déjà prescrit. (HAMRIOUI et *al*, 1999).

Le préleveur (clinicien ou biologiste) doit connaître parfaitement la séméiologie des dermatophyties afin de réaliser le prélèvement approprié aux lésions observées (CHABASSE et CONTET–AUDONNEAU, 2011).

7.2.2. Examen microscopique direct

Il 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'orienter le diagnostic afin d'entreprendre un traitement approprié sans attendre les résultats des cultures (FEUILHADE DE CHAUVIN, 2005).

Il permettra aussi, en cas de parasitisme pilaire, de déterminer l'étiologie anthropophile ou zoophile et permettra ainsi la mise en place des mesures préventives et thérapeutiques nécessaires.

Le matériel pathologique est opaque par conséquent nécessite un éclaircissement. Pour sa réalisation on utilise des éclaircissants, contenant le plus souvent de la potasse, qui vont ramollir la kératine, ceux-ci pourront être associés à un colorant. Les substances éclaircissantes les plus couramment utilisées (CHABASSE et CONTET-AUDONNEAU, 2011) sont :

- la potasse à 10, 15 ou 20% pour les squames et les ongles ;
- le chlorolactophénol d'Amman pour les cheveux et poils ;
- noir chlorazole.

7.2.3-Mise en culture

C'est une étape essentielle du diagnostic d'une dermatophytie, car elle va permettre l'identification de l'espèce en cause. Elle permet également de déclencher et orienter une enquête épidémiologique.

Le milieu de référence pour les dermatophytes est le milieu de Sabouraud (milieu glucosé à 2% peptoné) additionné d'antibiotiques (chloramphénicol) pour limiter la contamination du milieu par les bactéries et de cycloheximide (actidione). Ce dernier inhibe les moisissures qui pourraient empêcher le développement du dermatophyte.

Compte tenu de la possibilité d'une moisissure ou d'un pseudo dermatophyte potentiellement pathogène pour l'ongle, il conviendra d'utiliser toujours un milieu sans Actidione®. (CHABASSE, 2011).

Les cultures seront incubées à 20-25°C pendant au moins 3 semaines, car certains dermatophytes comme *T. verrucosum* ont une croissance très lente (jusqu'à 6 semaines). Elles doivent être examinées au minimum deux fois par semaine, certains aspects caractéristiques n'apparaissant que de façon transitoire.

7.2.4. Identification mycologique

Elle se base sur des critères macroscopiques et microscopiques des colonies, Tous ces différents caractères biologiques permettant le diagnostic de l'espèce sont résumés dans le Tableau III.

Tableau III : Caractères cultureux et morphologie microscopique des différentes espèces de dermatophytes (CHABASSE *et al*, 2004).

Dermatophytes	Parasitisme pileaire	Caractères cultureux		Morphologie microscopique		
		Vitesse de croissance	Aspect des colonies	Micronidies	Macronidies	Particularités
<i>E. floccosum</i>	Non	Rapide (5 à 6 jours)	Jaune verdâtre, poudreuses, attention pléomorphisme (change d'aspect suivant les conditions)	Nom	Nombreuses, lisses (parfois échinulées) en « régime de bananes »	
<i>M. canis</i>	Microsporique	Rapide (5 à 6 jours)	Blanches, duveteuses Aspect étoilé Pigment jaune orangé au verso	Inconstantes Piriformes	Echinulées Paroi et cloisons Epaisses en quenouille	Mycélium en Raquette
<i>M. gypseum</i>	Favique ou ectothrix	Rapide (5 à 6 jours)	Beiges puis chamois Plâtreuses	Rares Piriformes	Nombreuses Echinulées en « cocon »	
<i>M. langeronii</i>	Microsporique	Lent (8 à 10 jours)	Blanches à grises Duveteuses Verso beige saumoné	Piriformes	Rares Déformées (paroi épaisse et échinulée)	Mycélium en raquette Chlamydospores Organes pectinés
<i>M. persicolor</i>	Non	Rapide (5 à 6 jours)	Blanches à beige, puis rosées Aspect de feutre Verso rose lilas	Nombreuses Arrondies en « bout d'allumette »	Rares Lancéolées, finement échinulées (paroi mince)	Vrilles Filaments articulés à angle droit
<i>T. schoenleinii</i>	Favique	Très lent (3	Jaunâtres	Non	Nom	Chlamydospores

Synthèse bibliographique

		semaines)	Cireuses (évoquant une morille)			Clous ou chandeliers faviques
<i>T. soudanense</i>	Endothrix	Lent (10 à 15 jours)	Couleur abricot Sec Glabres et plissées	Très rares Piriformes	Très rares Lisses	Filaments rétrogrades (en « fil de fer barbelé »)
<i>T. tonsurans</i>	Endothrix	Lent (10 à 15 jours)	Blanches à jaune soufre Poudreuses ou veloutées de consistance cartonnée.	Nombreuses Piriformes à base large	Rares Lisses et allongées (paroi mince)	Chlamydo-spores
<i>T. verrucosum</i>	Mégaspore	Très lent (3 semaines)	Blanc crème Verruqueuses Verso brun	Non	Non	Filaments toruloïdes (aspect en collier de perles)
<i>T. violaceum</i>	Endothrix	Très lent (3 semaines)	Violettes, parfois Blanches Petites, bombées et glabres	Non	Non	Filaments toruloïdes
<i>T. mentagrophytes</i>	Microïde (pour la variété <i>mentagrophytes</i>)	Rapide (5 à 6 jours)	Blanc crème Poudreuses et duveteuses Verso brun rougeâtre ou incolore	Nombreuses Arrondies Disposées en buissons	Rares Lisses et en massue (paroi mince)	Vrilles Filaments articulés à angle droit
<i>T. rubrum</i>	Très rare Endothrix ou endo-ectothrix	Rapide (6 à 7 jours)	Blanc crème ou violacées Duveteuses Verso brun ou incolore	Inconstantes Piriformes Disposées en acladium (de part et d'autre du filament)	Très rares Lisses et allongées (paroi mince)	Organes triangulaires

Milieux permettant l'identification

Ils sont indispensables quand une souche ne présente pas de fructifications en primo culture. Selon ROBERT et PIHET (2008) .Les milieux les plus fréquemment utilisés sont les suivants :

- 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, le milieu de Takashio (Sabouraud dilué), le milieu de Baxter, peuvent être utilisés en cas de suspicion de dermatophyte.
- Milieu peptoné à 3% : il permet de différencier *M. persicolor* qui devient rose en 8 jours, de *T. mentagrophytes* qui reste blanc sur ce milieu.
- Milieu urée-indole ou gélose à l'urée de Christensen : Il permet de différencier les souches autochtones de *T. rubrum* qui sont uréase négatives de celles de *T. mentagrophytes* qui sont uréase positive (rouge fuchsia).
- 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 par ailleurs souhaitable pour cette espèce.
- Milieux enrichis en vitamines : la présence de vitamines peut être essentielle pour certains dermatophytes. On peut ainsi comparer la croissance d'une souche sur un milieu basal et sur d'autres milieux enrichis avec diverses vitamines.

7.3. Autres techniques d'identification (ou techniques complémentaires)

7.3.1. Recherche de la formation d'organes perforateurs in vitro

Cette technique consiste à inoculer à une mèche de cheveux blonds stériles, le dermatophyte à identifier, et à observer au bout d'une semaine, le mode d'attaque du cheveu *in vitro*. Elle est utile pour différencier les souches autochtones de *T. rubrum* d'aspect duveteux (absence d'organes perforateurs) des souches de *T. mentagrophytes* (formation d'organes perforateurs en 8 à 15 jours).

Les organes perforateurs sont des formations triangulaires envahissant les cheveux Perpendiculairement à leur surface, de la cuticule vers la moelle. Leur progression aboutit à la coupure du cheveu.

7.3.2. Recherche des formes parfaites

Cette technique est utile pour le diagnostic différentiel de dermatophytes très proches (*M. fulvum* et *M. gypsum*) . Pour obtenir une reproduction sexuée, il faudra donc confronter deux souches de même espèce, mais de polarités différentes.

7.3.3. Examen en lumière de Wood

La recherche d'une fluorescence en lumière (UV) de Wood aide au diagnostic, en effet certaines lésions cutanées, de la barbe et/ou de la moustache et du cuir chevelu sont fluorescents sur toute leur longueur. Le prélèvement peut aussi être réalisé de façon plus efficace sous cette lumière. La couleur de cette fluorescence permet également le diagnostic de certaines mycoses et oriente le praticien vers un type de champignon.

7.3.4. Techniques de la biologie moléculaire

Elles se justifient lorsque les cultures issues d'un prélèvement cutané ou de phanère restent négatives, avec un examen direct positif et lorsque se pose un problème de taxinomie (UCHIDA et *al*, 2009). Des techniques de PCR proposées sont encore de réalisation lourde et non standardisées. Elles ne sont utilisées que dans certains laboratoires de références.

7.3.5. Examen anatomo-pathologique

Rarement effectué, il peut cependant se justifier dans certaines onychomycoses, notamment distales, où les échecs des cultures sont dans 10 à 15% des cas. (CHABASE et *al*, 2004). Ceci permet de différencier les atteintes de la lame superficielle de l'ongle (leuconychie superficielle) des atteintes profondes mises en évidence par la présence de filaments mycéliens à l'intérieur de fragment d'ongle.

8. TRAITEMENT

8.1. La pharmacothérapie

Elle repose sur l'utilisation de médicaments antifongiques, soit locaux, soit par voie générale. Le choix de la molécule dépend de la nature des lésions, de leur étendue et de la tolérance du patient. Ainsi, la connaissance de l'espèce en cause guidera parfois le choix du thérapeute (CHABASSE et *al*, 2004). Les lésions à *T. rubrum*, par exemple, sont plus tenaces, nécessitent donc un traitement prolongé par la Griséofulvine®.

Il doit être administré après le prélèvement mycologique, dès la connaissance du résultat de l'examen direct (VIGUIE-VALLANET, 2001)

Actuellement, plusieurs familles d'antifongiques sont disponibles :

- Les polyènes : nystatine, amphotéricine B

- La pyrimidine : flucytosine
- Les azolés : imidazolés, triazolés
- La griséofulvine : tout les dermatophytes sont sensibles.
- Les allylamine : terbinafine
- Les morpholines : amorolfine
- L'hydroxypyridone : ciclopiroxolamine

8.1.1 Traitement des teignes

Le traitement associe :

- un traitement antifongique par voie générale, chez les enfants, qui sont le plus souvent atteints .La molécule utilisée est la griséofulvine pendant 6 à 8 semaines environ (en s'assurant de l'intégrité des fonctions hépatiques et des constantes hématologiques par une surveillance mensuelle).
- un traitement locale par application biquotidienne d'un antifongique imidazolé (pommade, gel lotion). Il est souvent nécessaire de raser les cheveux autour des lésions.

Enfin, dans les formes particulièrement inflammatoires comme les kérions, un traitement anti-inflammatoire peut être associé.

8.1.2. Traitement de lésions de la peau glabre et des plis :

Le traitement se fait par voie locale, à l'aide d'un dérivé imidazolé (par exemple éconazole). L'application doit être répétée deux fois par jour pendant 3 à 4 semaines. Il est important d'insister sur la nécessité d'un traitement long. Un arrêt trop précoce peut en effet être responsable d'un échec du traitement.

8.1.3. Traitement des onyxis :

Le traitement est en fonction de l'intégrité de la matrice.

-Sans atteinte matricielle

Le traitement peut rester local, avec une préparation antifongique en vernis à base de l'amorolfine (Locéryl®) ou Ciclopirox (Mycoster® solution filmogène) une fois par semaine pour le premier, tous les jours pour le second pendant 3 à 6 mois. Un traitement concomitant des espaces inter-digitoplantaires (ou palmaires) est nécessaire pour éviter toute réinfection.

-Avec atteinte matricielle

Au traitement local précédemment cité, il est nécessaire d'y associer un traitement par voie générale. La terbinafine (Lamisil®) est la molécule de choix pendant 3 mois pour les onyxis des mains à 6 mois pour les onyxis des pieds. En cas d'intolérance (urticaire, troubles digestifs et perte du goût) et de contre-indication (grossesse, allaitement) le fluconazole peut être utilisé. Dans tous les cas une surveillance hépatique et hématologique s'impose. Le Ketoconazole n'est plus utilisé. (ANOFEL, 2014)

8.2. Les huiles essentielles

Les huiles essentielles (HE) de thym (*Thymus vulgaris*), d'arbre à thé (*Melaleuca alternifolia*), de l'orange amère (*Citrus aurantium*), d'ail (*Alium sativum*), de henné (*Lawsonia inermis*), ne présentent aucune autorisation de mise sur le marché (AMM) dans le cadre d'un traitement d'une dermatomycose (DERBRE, 2009). Seule l'HE de feuilles d'arbre à thé a été évalué lors d'essais cliniques ainsi que les doses efficaces précisées (DERBRE, 2010).

Néanmoins les HE pures ou diluées dans divers supports inertes sont proposés en application local pour traiter les intertrigos (RIPERT, 2013).

9. PROPHYLAXIE

Afin d'éviter l'apparition et ou la récurrence d'une dermatophytie, et avant d'envisager tout traitement antifongiques, il est utile de rappeler quelques règles d'hygiène indispensables pour une prise en charge optimale :

- Eviter les vêtements serrés et synthétiques, porter des vêtements en coton ou en fil d'Écosse et des chaussures en cuir ;
- Utiliser des linges de toilette, des vêtements, des chaussures, et des ustensiles de manucure et de coiffure à usage personnel ;
- désinfecter les objets contaminés non lavables avec une poudre antifongique ;
- Laver les sous-vêtements minimum à 70-80° et conseiller le port de chaussures neuves, après guérison mycologique ou de les décontaminer (poudres ou lotions antifongiques) ;
- Un respect des règles d'hygiène corporelle est indispensable ;
- Utiliser des savons acides dans les cas de dermatophyties ;

Synthèse bibliographique

- Bien laver et sécher les pieds, les espaces interdigitaux, les grands plis, et les zones de forte transpiration ;
- une serviette doit être spécifiquement dédiée au séchage des zones touchées et changée tous les jours, une seconde serviette étant utilisée sur le reste du corps ;
- Couper les ongles régulièrement, avec des ustensiles de manucure propres ;
- Désinfecter (par l'eau de javel) les baignoires, les douches et les sols pour éviter la contamination intra et interfamiliale ;
- Eviter la marche pieds nus dans les endroits chauds et humides (hammam,saunas, bords de piscine, les vestiaires...), le port de sandales permettant d'empêcher la dissémination de peaux mortes et de fragments d'ongles contaminés ;
- Chez les personnes diabétiques, un respect de l'équilibre glycémique sera indispensable ;
- Concernant la désinfection des lieux publics. Elle repose sur le drainage des eaux de douche, la désinfection quotidienne ou biquotidienne (piscine) des sols avec de l'eau de Javel diluée ou un autre désinfectant efficace ;
- L'éviction scolaire dans le cas de teignes anthropophiles jusqu'à ce qu'un examen microscopique ait montré la guérison ;
- En outre, en cas de teigne zoophile, l'animal incriminé doit être traité et son environnement décontaminé ; les animaux recueillis devront être amenés en consultation vétérinaire avant d'être introduits dans un nouveau foyer.

Partie pratique

Matériels et Méthodes

1. MATERIELS ET METHODES

1.1. Type et lieu de l'étude

Il s'agit d'une étude prospective sur une période de deux mois s'étendant du 7 février au 7 avril, au sein de laboratoire de parasitologie -mycologie du CHU Nedir Mohammed de Tizi-Ouzou. Elle concerne un échantillon restreint de patients, adressés au laboratoire, présentant des signes cliniques en faveur d'une dermatophytie superficielle. Les données épidémiologiques sont collectées via un questionnaire (fiche de renseignement) remplis avant tout prélèvement (Annexe 3).

1.2. MATERIELS

1.2.1. Matériels biologiques

Nous avons collecté un total de 232 prélèvements sur 196 patients résidents, tous dans la région de Tizi-Ouzou et ses environs. Le sexe féminin domine notre population d'étude avec un pourcentage de 67% (133 cas). La répartition des intervalles d'âge est illustrée dans le tableau ci-dessous

Tableau IV: Répartition de la population totale selon l'âge.

Age (an)	1-15	16-30	31-45	46-60	Plus de 60	Total
Nombre	36	44	51	43	22	196
Pourcentage (%)	18	23	26	22	11	100

Les prélèvements sont effectués sur des lésions superficielles répartis comme suit : peau glabre, cuir chevelu, ongles et plis (intertrigos) (Tableau V).A noter que pour certains patients présentant plusieurs lésions on a prélevé chaque lésion séparément.

Tableau V : Le nombre de prélèvements en fonction du site

Site de prélèvement	Nombre
Ongle	133
Cuir chevelu	36
Peau glabre	48
Plis (Intertrigos)	15
Total	232

1.2.2. Matériels de laboratoire :

1.2.2.1. Equipement

- **Etuve** : pour l'incubation des cultures.
- **Balance de précision** : pour le pesage pendant la préparation des milieux de culture.
- **Microscope optique** : pour l'examen direct des prélèvements pathologiques et l'examen microscopique à partir des cultures.
- **Microscope photonique Motic Image Plus (Version 2.0 ML)** : prise de photos lors de l'identification microscopique des souches
- **Lames et lamelles**
- **Bec bunsen** : pour assurer un champ stérile durant la manipulation.
- **Bain marie** : pour faire fondre les géloses.
- **Réfrigérateur** : pour la conservation des milieux de culture.
- **Anse de platine** : pour l'ensemencement des produits pathologiques sur des milieux de culture et le prélèvement de colonies.
- **Pipette pasteur.**
- **Flacons en verre.**
- **Boîtes de pétri** : d'un diamètre de 90 mm pour recueillir les squames, cheveux, ou poils et fragments d'ongles et pour les repiquages des cultures.
- **Tubes à essai en verre avec bouchons.**
- **Matériels de prélèvement** : dépend du type et de la localisation la lésion. figure
 - **Une pince à épiler** : pour prélèvement de cheveux parasités.
 - **Un écouvillon** : prélèvement de pus ou lésion macérée.
 - **Un ciseau** : pour couper les ongles et les cheveux
 - **Scotch** : pour le prélèvement cutané
 - **Un vaccinostyle ou curette** : pour le raclage des ongles et des squames



Figure 19 : Matériels de prélèvement et d'identification à l'examen direct

1.2.2.2. Réactifs et milieux de culture

- **Eclaircissants** : Solution de potasse à 10 % : c'est une solution éclaircissante qui permet une lecture immédiate du montage.
- **Colorant utilisé à l'examen microscopique : Bleu coton au lactophénol** : c'est le colorant le plus adapté à la mycologie générale parce qu'il est spécifique de la chitine, qui est un des principaux constituants de la paroi des hyphes de champignons. En plus de son pouvoir éclaircissant (phénol), il permet de conserver les lames indéfiniment et d'obtenir des observations plus fines. Il est à noter que la préparation de ce colorant est réalisée au laboratoire de mycologie de la faculté de médecine de Tizi-Ouzou (constituants et préparation voir annexe 4)
- **Milieux de culture d'isolement** (composition, voir annexe 4)
 - Milieu Sabouraud additionné de chloramphénicol et de l'actidione (cycloheximide)
 - Milieu Sabouraud additionné de chloramphénicol
- **Milieux de culture d'identification**
 - Milieu de Lactrimel de Borelli.
 - Milieu de pomme de terre-carotte (PC).

1.3. METHODES

1.3.1. Prélèvement

C'est une étape importante, de sa qualité dépendra la réussite des étapes ultérieures. Chaque prélèvement est précédé obligatoirement d'un interrogatoire permettant de recueillir des renseignements concernant le patient.

1.3.1.1. Principe

- Il faut prélever là où le champignon est actif et ceci est en fonction du type de lésions.
- Dans le cas de lésions multiples, il faut prélever séparément chaque lésion.
- Le prélèvement est effectué dans les conditions d'asepsie les plus rigoureuses (le matériel stérile est utilisé pour une seule et unique lésion, gants et boîtes de pétri stériles, etc.)
- Les prélèvements sont effectués avant la prise ou l'application de toute thérapeutique antifongique.
- Dans le cas contraire un arrêt du traitement d'au moins quinze jours pour les lésions de la peau et deux mois pour les ongles.

1.3.1.2. Modalités de prélèvement

✓ Lésions cutanées (squames)

Le prélèvement se fait par un grattage grâce à une curette ou un vaccinostyle en périphérie de la lésion (sur le bourrelet inflammatoire). Les squames sont recueillies dans une boîte de Pétri stérile ou entre deux lames porte-objet préalablement flambées.

Lorsque les lésions sont suintantes, en plus du grattage, on applique deux écouvillons préalablement humidifiés (examen direct, culture) avec de l'eau distillée stérile. En outre, si la desquamation est minime, on prélève à la cellophane adhésive (scotch) qu'on applique sur une lame porte-objet.

✓ Les lésions unguéales (onyxis)

Le prélèvement est précédé de la coupe de la périphérie de l'ongle à l'aide de ciseaux, puis avec un grattoir (un vaccinostyle) on effectue un grattage profond du tissu unguéal jusqu'au contact des tissus sains (la partie la plus proximale). Si l'ongle présente des leuconychies, le grattage de l'ongle se fait en surface.

Matériels et méthodes

✓ Les cheveux et les poils

On arrache à la pince à épiler, avec leurs bulbes, les cheveux cassés courts, si suspicion de teignes microsporiques. En cas de suspicion de teignes trichophytiques, on racle énergiquement les plaques d'alopecies ou les cheveux cassés sont englués dans les squames.

✓ Les lésions inflammatoires :

Prélèvement du pus, un arrachage des cheveux à la pince et un écouvillonnage du pus.

✓ Les lésions des intertrigos :

Les prélèvements s'effectuent par écouvillonnage des lésions (deux écouvillons pour chaque lésion, l'un destiné pour l'examen direct et l'autre pour la culture).

Exemples de différents types de lésions prélevées et modes de prélèvement (les photographies sont prises au laboratoire de Parasitologie-mycologie du CHU-Tizi-Ouzou)



Figure 20 : Lésions circinées chez un sportif (sport pratiqué en salle)



Figure 21 : Epidermophytie palmaire chez un diabétique âgé de 45 ans



Figure 22: Prélèvement au niveau des ongles du pied : à gauche à l'aide d'une curette, à droite à l'aide d'un vaccinostyle.



Figure 23: Teigne de type microsporique chez une fillette âgée de 4 ans



Figure 24: Teigne de type trichophytique chez un garçon âgé de 5 ans



Figure 25 : Prélèvement d'un intertrigo inter-orteils chez une personne âgée de 80 ans

1.3.2. Examen microscopique direct

L'examen direct en mycologie est une étape incontournable dans la démarche diagnostique. En cas de positivité, il confirme la présence du champignon, de ce fait signe la mycose. Il peut déjà apporter une orientation pertinente ou même un diagnostic de certitude (le cas du parasitisme pileaire qui oriente sur tel ou tel type de dermatophytes impliqués dans les teignes). Le résultat est donc quasi-immédiat, permettant une réponse rapide au praticien ce qui permet d'entreprendre un traitement approprié sans attendre les résultats des cultures.

Technique

- Les squames et les phanères (cheveux, poils, ongles) sont éclaircis pour visualiser le champignon sous sa forme parasitaire.
- On réalise un état frais en déposant une partie du produit de grattage superficiel entre lame et lamelle avec une goutte de réactif éclaircissant (la potasse à 10%) et on chauffe légèrement sur la veilleuse d'un bec bunsen jusqu'à dissolution de la kératine.
- La lecture se fait au microscope à l'objectif x10 pour faciliter la recherche des filaments, passer ensuite à l'objectif x 40 pour confirmation et aussi rechercher la présence de levures. Nous avons tenu à ce que l'observation soit immédiate car la potasse dégrade rapidement le prélèvement.
- L'examen microscopique des prélèvements par écouvillonnage se fait à l'état frais dans une goutte de sérum physiologique sans avoir besoin d'éclaircissant.

1.3.3. Résultats de l'examen direct

- Au niveau des squames et ongles, nous avons observé des filaments mycéliens plus ou moins réguliers et cloisonnés (Figure 26).

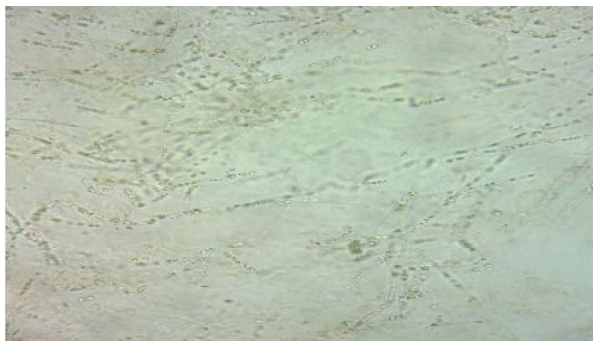


Figure 26 : Filaments mycéliens à l'examen direct des squames. (obj. x 40)

Matériels et méthodes

- Les cheveux et les poils (duvets) sont parasités selon cinq modes de parasitisme pileaire. Dans notre travail, on a en rencontré deux types parmi les cinq :
 - parasitisme endothrix type trichophytique : on note la présence de spores tassées les unes contre les autres, de grand diamètre ($4\mu\text{m}$), occupant tout l'intérieur de cheveux. (Figure 27)
 - parasitisme endo-ectothrix type microsporique : à l'intérieur du cheveu, on note la présence de quelques filaments mycéliens et une volumineuse gaine continue de petites spores ($2\mu\text{m}$ de diamètre) en périphérie. (Figure.28).

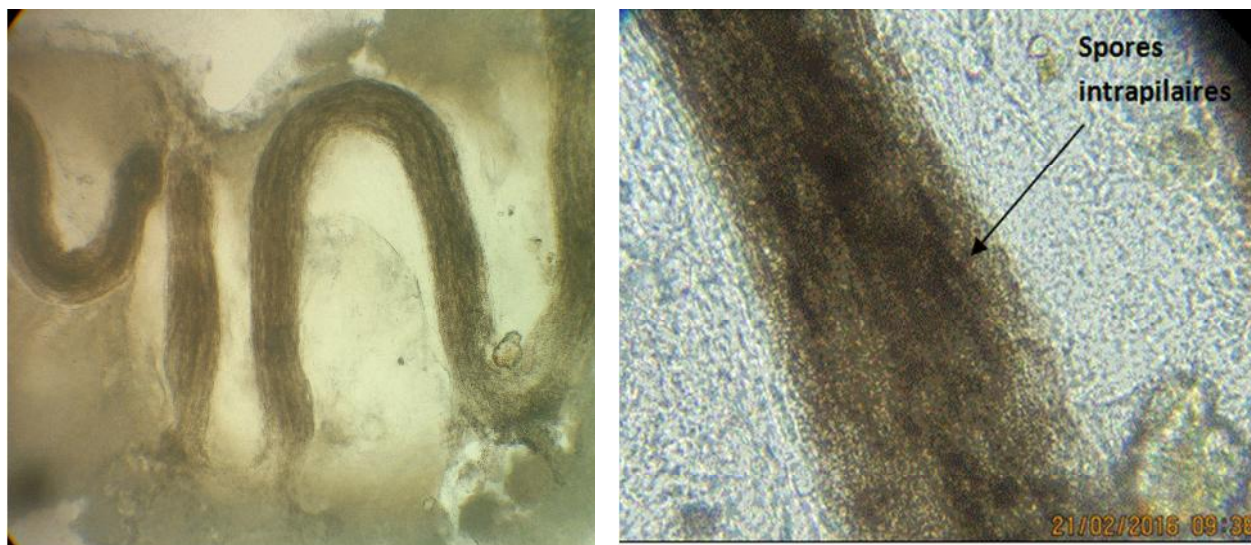


Figure 27 : Examen direct du parasitisme pileaire endothrix type trichophytique (obj.x10 à gauche et obj.40 à droite)

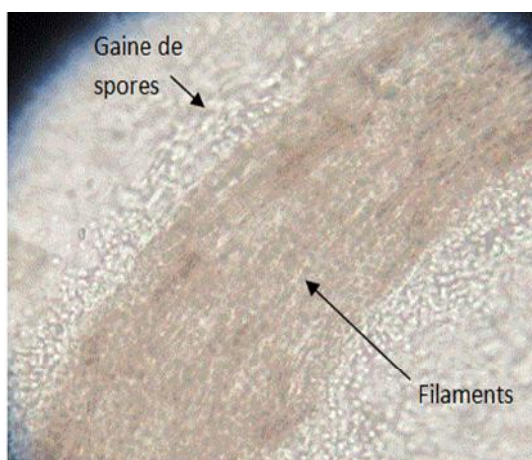


Figure 28 : Examen direct du parasitisme pileaire endo-ectothrix type microsporique (obj.x40)

1.3.4. Mise en culture sur milieu d'isolement

Quelque soit le résultat de l'examen direct, l'ensemencement du matériel pathologique est réalisé obligatoirement. Il se fait stérilement près d'une flamme de bec bunsen.

A l'aide d'une anse de platine, on dépose les squames, les cheveux et les ongles en 4 à 5 points sur la gélose. Pour le pus et les lésions suintantes, on fait un badigeonnage à l'aide d'un écouvillon préalablement humidifié à la surface du milieu de culture.

Il est prudent d'ensemencer chaque prélèvement dans deux tubes différents, l'un contenant du Sabouraud + chloramphénicol, et l'autre additionné, en plus, d'actidione. Cette étape est délicate, pour chaque prélèvement, elle se fait à l'aide d'une anse de platine flambée puis refroidie dans la gélose ou dans l'eau physiologique stérile. Le tube est légèrement vissé pour permettre la ventilation de la culture, les dermatophytes étant aérobies.

L'incubation est faite à 28°C, les tubes sont contrôlés chaque jour pour suivre l'évolution de la croissance jusqu'à 30 jours. Les cultures sont considérées négatives au bout d'un mois d'incubation.

Remarque

Nous avons utilisé pendant notre étude des milieux Sabouraud additionnés d'actidione® et de chloramphénicol prêts à l'emploi (conditionnés en tube) (annexe 4)

1.3.5. Identification des espèces

Cette étape permet l'identification stricte du pathogène, d'adapter le traitement et de préciser le mode de contamination. L'identification finale du champignon responsable est basée sur : la vitesse de croissance, l'étude de l'aspect macroscopique des cultures et leur aspect microscopique

- Aspect macroscopique : on analysera la couleur des colonies (recto et verso de la gélose), leur forme, leur relief, leur taille, leur texture et leur consistance. (Voir figure 29).



**Figure 29 : Aspect macroscopique des cultures (photo) : a)recto des cultures
b) verso**

- Aspect microscopique : L'attention se portera sur :
 - L'aspect des filaments mycéliens ;
 - Les chlamydospores : leur présence et leur disposition ;
 - Les microconidies : leur présence, leur quantité et leur morphologie ;
 - Les macroconidies : également leur présence, leur quantité, leur morphologie et l'épaisseur de leur paroi ;
 - Présence d'éventuelles ornementations (vrilles, organes pectinés...).

Pour l'identification microscopique nous avons opté pour deux méthodes :

- un montage entre lame et lamelle : on prélève un fragment de la colonie à l'aide de l'anse de platine qu'on étale dans une goutte de bleu de lactophénol ;
- la technique de Roth (appelée encore technique de drapeau) : Cette dernière consiste à appliquer, en surface des colonies en développement, un petit morceau de ruban adhésif que l'on appose ensuite sur une lame porte-objet sur laquelle on a préalablement déposé une goutte de bleu lactophénol .

1.3.6. Repiquage sur des milieux d'identification

La culture de certaines espèces sur des milieux d'isolement ne met pas en évidence des fructifications ou des spores nécessaires à leur identification précise. Ainsi, la présence dans la culture, de filaments stériles rend l'identification de ces espèces dermatophytiques très difficile (*T. rubrum*).

D'autre part, étant donné qu'au niveau du laboratoire de mycologie du CHU, l'identification se base dans la majorité des cas que sur des caractères macroscopiques et microscopiques, avec ou sans repiquage, des cultures sur milieu de Saboraud. Nous avons opté pour un repiquage sur des milieux spécifiques d'identification (généralement pauvre en sucres) plus favorables à la sporulation et la production de pigments.

Notre choix s'est porté sur deux milieux d'identification :

- milieu Lactrimel de Borelli en première intention car il favorise la sporulation de la plupart des dermatophytes et stimule la pigmentation de certaines espèces (*T. rubrum* et *M. canis*) ;
- le milieu pomme de terre-carotte (PC) : en plus de sa stimulation pour la sporulation de tous les dermatophytes, notre choix pour ce milieu est motivé par la disponibilité de ses ingrédients et la facilité de sa préparation.

1.3.6.1. Préparation des milieux d'identification

Les différentes étapes de préparation des deux milieux d'identification, se sont déroulées au niveau du laboratoire de mycologie de faculté de médecine de Tizi ouzou.

MILIEU LACTRIMEL DE BORELLI

Il est important de signaler que nous avons été confronté à l'indisponibilité de certains ingrédients entrant dans la composition de ce milieu (voir annexe 4). Nous avons ainsi été obligé de remplacer le chloramphénicol par la pénicilline G sodique qui joue le même rôle

➤ Mode opératoire

- Mélanger le lait écrémé en poudre, la pénicilline G et le cycloheximide qui doit être préalablement solubilisé dans 2ml d'acétone, le miel et l'agar dans un litre d'eau distillée.
- Porter à ébullition en chauffant doucement et en agitant jusqu'à ce que le milieu devienne d'un brun-rouge transparent.
- Verser le mélange dans des flacons en verre flacon et l'autoclaver à 120°C pendant 15min.
- Attendre que le flacon refroidisse un peu, puis répartir le mélange stérile dans des boîtes de pétri stériles ou dans les tubes stérile et dans une ambiance aussi stérile.
- Conservation à une température de +4°C pendant 3 mois.

MILIEU POMME DE TERRE-CAROTTE (PC) :

Mode opératoire

Les pulpes sont prélevées à partir de pomme de terre et de carottes fraîches et sont macérées dans 300 ml d'eau distillée pendant 1 heure. Porter à l'ébullition 5 à 10 min, puis filtrer sur la gaze pour éliminer la pulpe. Ajouter l'agar et maintenir au bain-marie bouillant jusqu'à solubilisation. Compléter le filtrat avec de l'eau distillée pour obtenir un volume d'un (01) litre. Autoclaver pendant 15 min à 120°C. Conserver à une température de +4°C pendant 3 mois.

1.3.6.2. Ensemencement

Les deux milieux ont été coulés en boîtes de Pétri car, d'expérience, l'usage des boîtes nous semble préférable, au moins pour les primo cultures. Ce choix est motivé par les difficultés que nous avons rencontrées lors de l'utilisation des milieux coulés en tube (pente). En effet, la surface réduite offerte par la gélose, dans ce cas, rend difficile l'individualisation d'un dermatophyte en cas d'association avec une moisissure. À l'inverse, la manipulation des dermatophytes en boîtes est plus aisée, tant pour l'ensemencement (plusieurs points peuvent être bien individualisés) que pour la réalisation des montages nécessaires à l'observation microscopique (technique de Roth).

Le repiquage se fait en prélevant du milieu de Sabouraud un fragment de la culture dans des conditions stériles que nous avons ensuite déposé en appuyant légèrement en plusieurs endroits séparés à la surface de la gélose

L'ensemencement en boîte nécessite, en revanche, d'humidifier l'étuve pour éviter le dessèchement des géloses. C'est pour cette raison que dans le cas d'incubation prolongée, l'utilisation de tubes sera donc préférable.

1.3.6.3. Observation microscopique

Pour l'identification microscopique des souches repiquées, nous avons utilisé un microscopique muni d'une camera intégrée : Motic image (voir annexe 5). Ceci nous a permis de photographier les éléments fongiques caractéristiques à chaque espèce (voir partie résultats).

Résultats et discussion

2. RESULTATS ET DISCUSSION

2.1. Résultats

2.1.1. Aspects épidémiologiques

Le diagnostic des mycoses, y compris les dermatophyties, est confirmé quand l'examen direct et / ou la culture sont positifs. Au terme de cette étude, le pourcentage de dermatophyties obtenues est de 21,55 % (voir tableau VI).

Tableau VI: Le taux de dermatophyties diagnostiquées lors de notre étude

	dermatophyties
Nombre de cas	50
Pourcentage(%)	21,55

2.1.1.1. Résultats de l'examen direct

Sur un nombre de 232 prélèvements, l'examen direct a été effectué sur 228. Il est revenu positif dans 61 % (139 cas). Sur l'ensemble de ces résultats les filaments mycéliens représentent un taux de 14% (32 cas), succédé par l'association de filaments et de levures avec un taux de 6% (14 cas). Les levures, seules, sont trouvées dans 37% des résultats positifs. Les résultats sont illustrés dans le diagramme suivant :

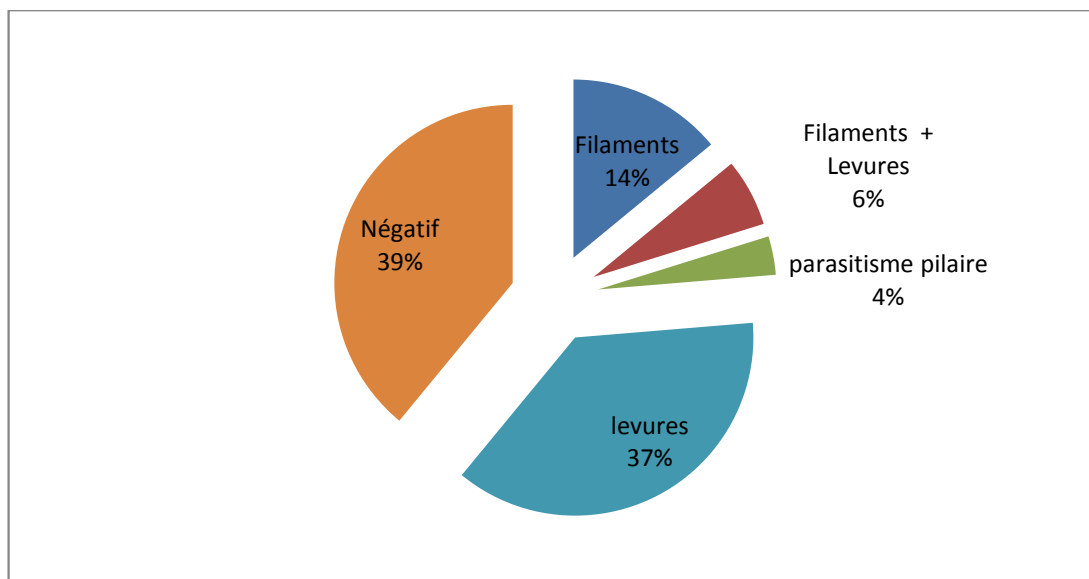


Figure 30 : Résultats de l'examen direct

Résultats et discussion

2.1.1.2. Résultats de la culture

Sur les 232 prélèvements, la culture a été réalisée sur 227. Elle est revenue positive avec un taux de 38% (87 cas).

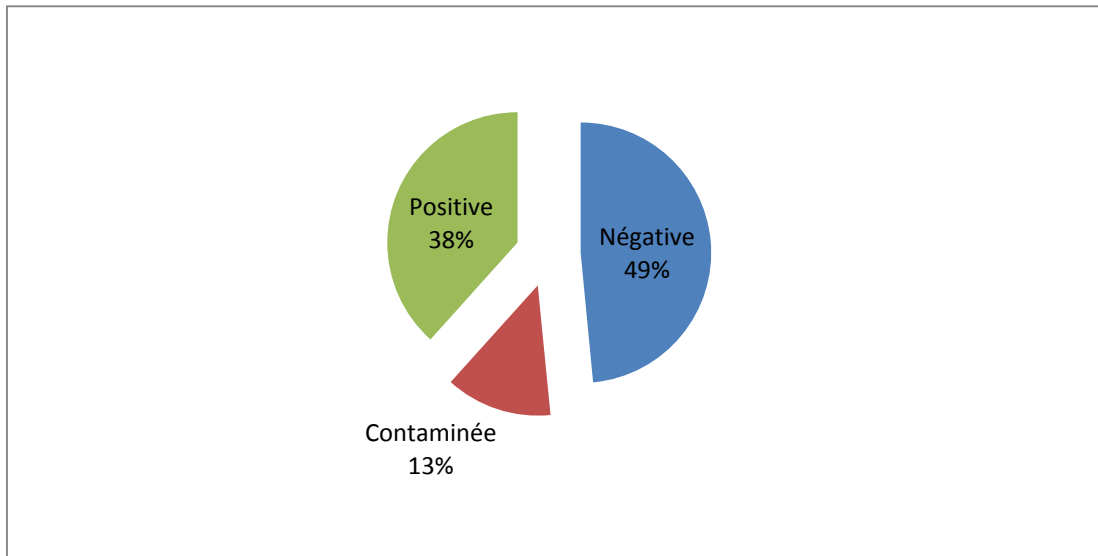


Figure 31 : Résultats de la culture

Le diagramme ci-dessous montre que la levure de genre *Candida* vient en tête avec 63% (55 cas), suivie des dermatophytes avec 31% (27 cas). *T.rubrum* associé au levure du genre *Candida* représente un taux de 6% (5 cas)

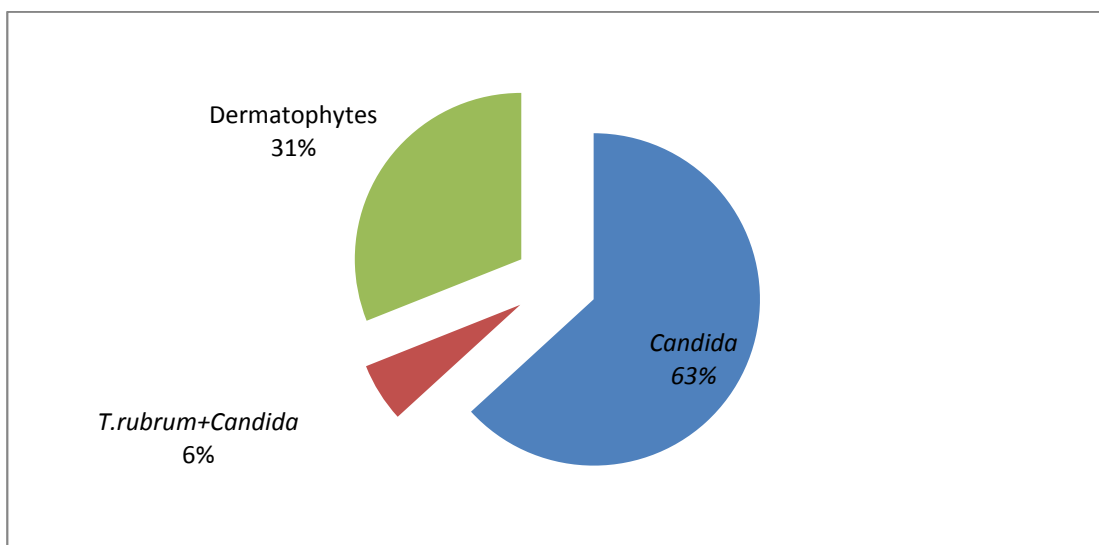


Figure 32: Espèces mycosiques identifiées par la culture

A noter que 5 prélèvements ayant montré l'aspect caractéristique de *Malassezia* (levure en grappe de raisin) à l'examen direct, n'a pas été cultivés car leur culture est très lente.

2.1.1.3. Fréquence des différentes espèces de dermatophytes

Concernant les dermatophytes identifiés, *Trichophyton rubrum* constitue l'espèce la plus retrouvée avec un taux de positivité de 72% (23 cas), *Microsporum canis* vient en second plan avec un taux de 22% (7 cas) et enfin *T. glabrum* et *T. mentagrophytes* avec 3% (un seul cas pour chaque espèce). Les résultats sont notés sur le diagramme suivant :

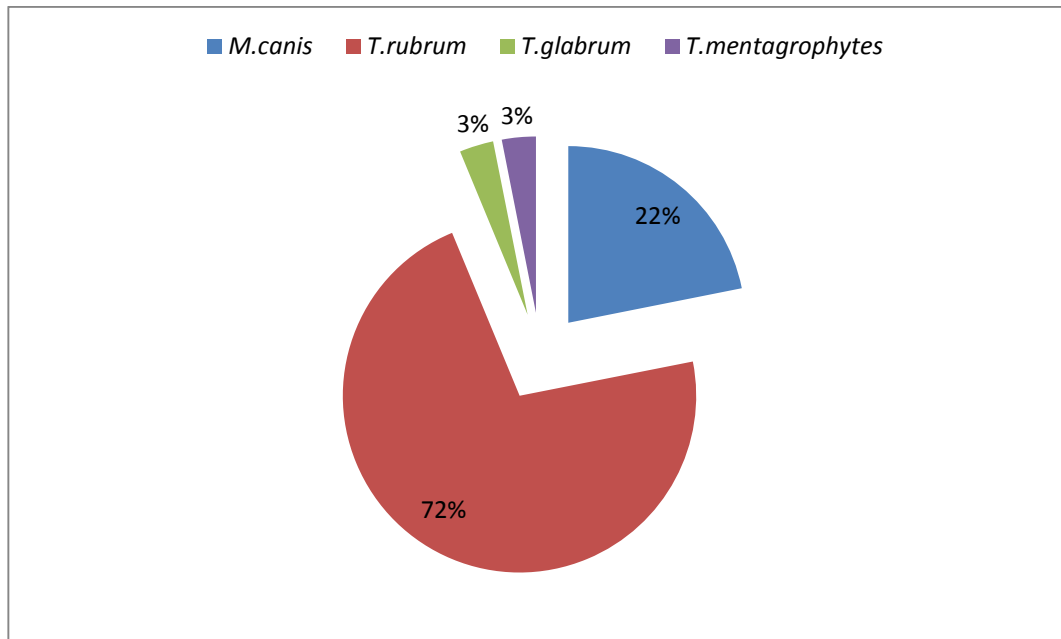


Figure 33: Fréquence des dermatophytes identifiés

2.1.1.4. Rendement de l'examen direct et de la culture

Tableau VII : Rendement de l'examen direct et de la culture

	Culture+	Culture -	Total
Examen direct +	78 (VP)	56 (FP)	134
Examen direct -	9 (FN)	80 (VN)	89
Total	87	136	223

VP : vrai positif ; VN : vrai négatif ; FN :faux négatif ; FP :faux positif

Sensibilité : $Se = VP / VP + FN = 78 / 87$

$Se = 89 \%$

Spécificité : $Sp = VN / VN + FP = 80 / 136$

$Sp = 58\%$

A noter que nous n'avons pas introduit 9 prélèvements dans ce tableau ; 5 cas de *Malassezia* et 4 cas dont l'examen direct n'a pas été effectué.

2.1.1.5. Répartition des dermatophyties selon le type d'atteinte

Les résultats de l'histogramme suivant montrent une nette prédominance des affections de l'ongle avec 58%(29 cas).

-Les teignes et les epidermophyties présentent à peu près le même pourcentage, il est respectivement de 22%(11 cas) et de 20% (10 cas) .

-Notons qu'il s'agit de teignes tondantes (microsporique n=8, trichophytique n=1, n=2 indéterminée)

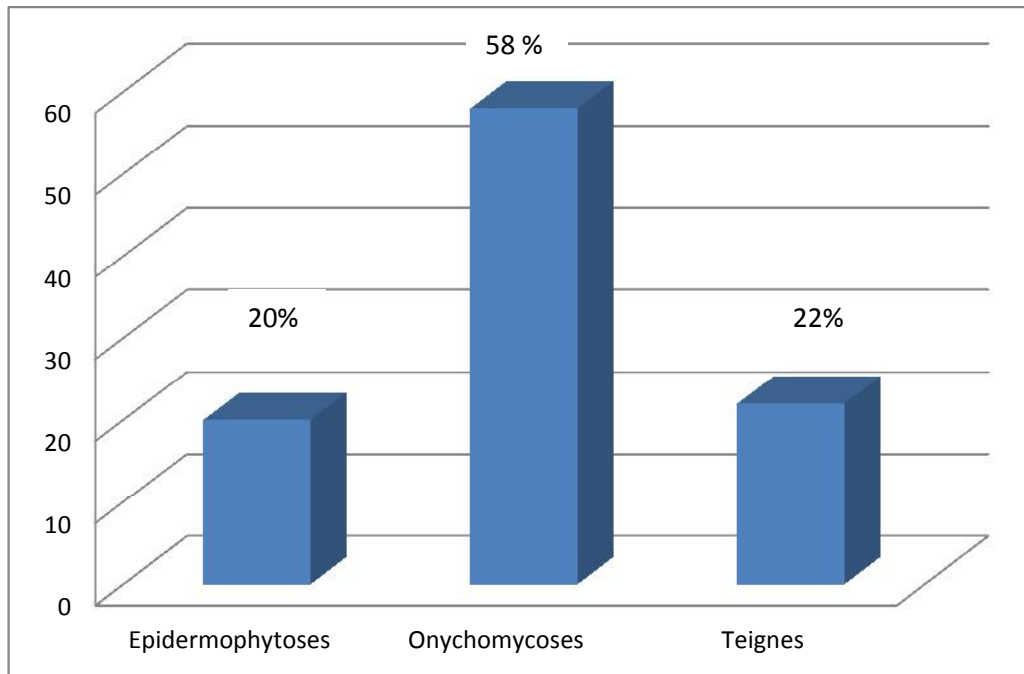


Figure 34 : Répartition des dermatophyties selon le type d'atteinte

2.1.1.6. Répartition des dermatophyties selon l'âge

Tableau VIII : Nombre de dermatophyties selon l'âge

	1-15	16-30	31-45	46-60	Plus de 60	En général
Epidermophyties	0	0	4	6	0	10
Onychomycoses	0	5	13	5	6	29
Teignes	11	0	0	0	0	11
En général	11	5	17	11	6	50

D'après l'histogramme suivant on note une répartition distincte de la maladie en fonction de l'âge : les teignes touchent exclusivement les enfants, à l'inverse des onychomycoses et des epidermophyties qui prédominent chez les adultes et les personnes âgées.

Résultats et discussion

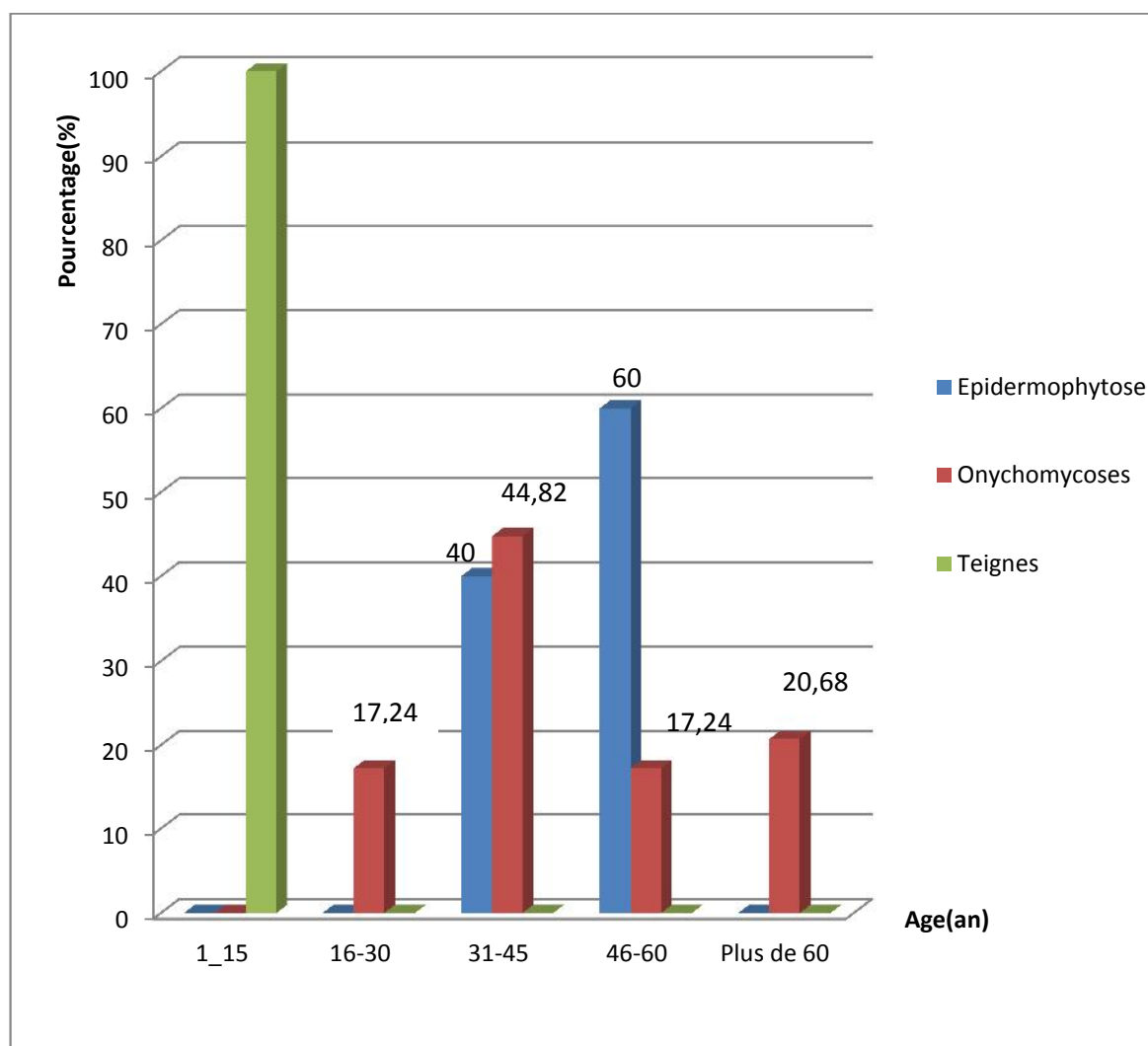


Figure 35: Répartition des atteintes dermatophytiques selon l'âge

2.1.1.7. Répartition des atteintes dermatophytiques selon le sexe

Tableau IX : Nombre de dermatophyties selon le sexe

	Epidermophytie	Onychomycose	Teigne	En général
Féminin	1	12	7	20
Masculin	9	17	4	30
Total	10	29	11	50

Les atteintes dermatophytiques peuvent être aussi réparties selon le sexe et cela est montré dans l'histogramme suivant :

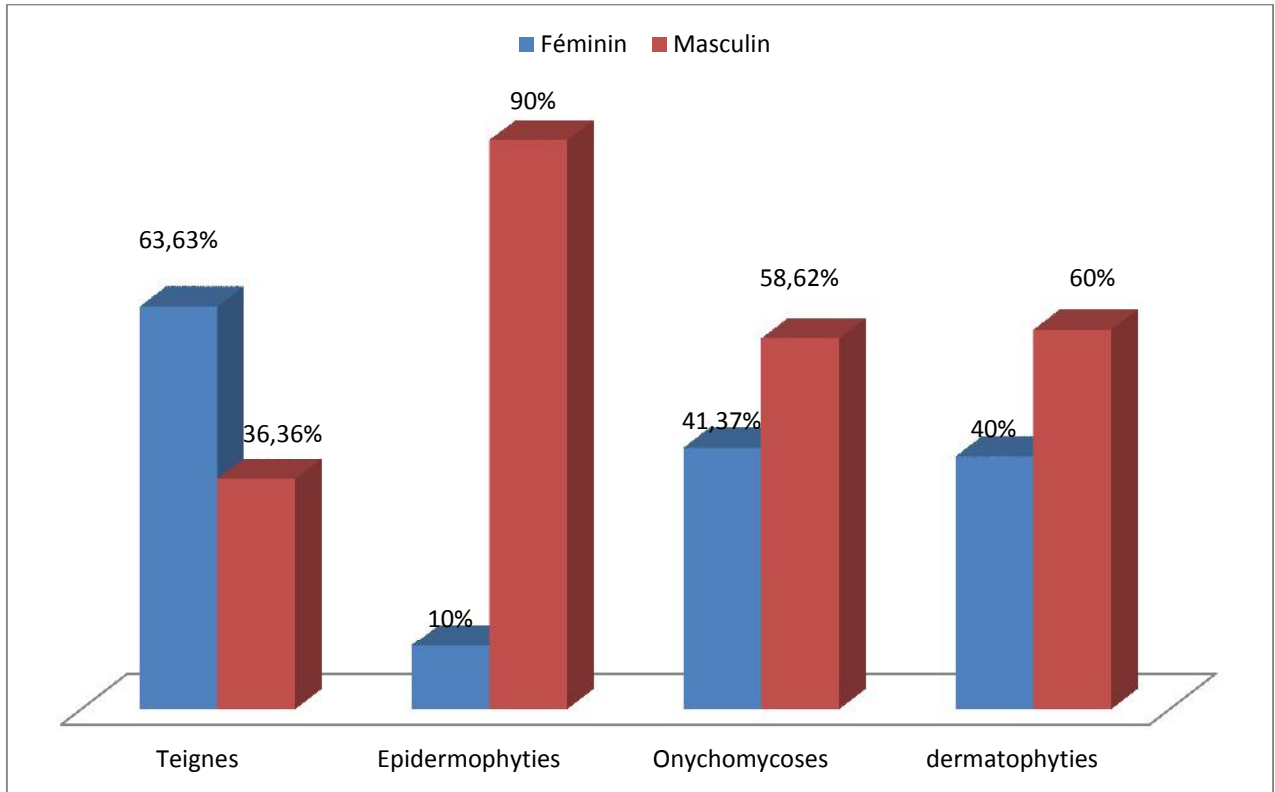


Figure 36 : Répartition des atteintes dermatophytiques selon le sexe

- Ce graphique met en relief la prédominance masculine sur les affections dermatophytiques avec 60% des cas.
- Cette prédilection pour le sexe masculin est affirmée surtout au cours des epidermophyties avec 90% des cas.
- Cependant pour les teignes on note une supériorité féminine avec un sexe ratio M /F de 0,57

2.1.1.8. Répartition des espèces mycosiques isolées selon le site de prélèvement

A partir des résultats traduit par l'histogramme ci-dessous, on peut dire que *Microsporum canis* est isolé seulement dans les teignes et constitue l'espèce la plus incriminée dans les affections de cuir chevelu avec 59% des cas.

L'espèce *T.rubrum* et le genre *Candida*, y compris l'espèce *albicans*, sont retrouvés dans la plus part du temps responsable d'onychomycose, suivie de l'atteinte de la peau.

Les autres espèces sont isolées avec un degré plus ou moins varié selon la zone d'atteinte.

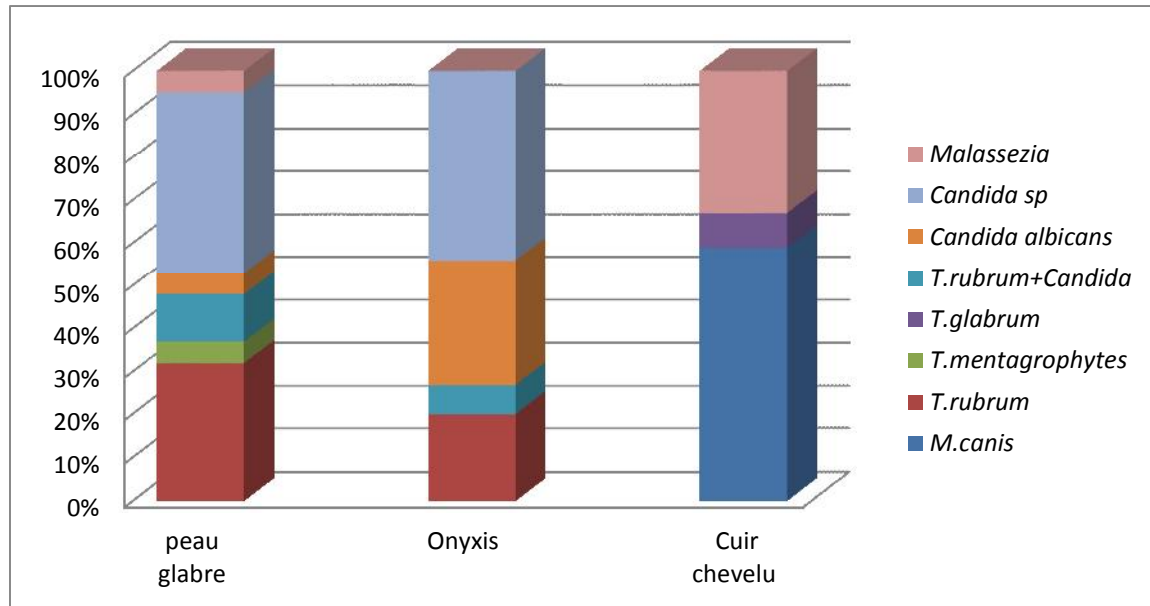


Figure 37: Répartition des espèces selon le site de prélèvement

2.1.1.9. Répartition des espèces mycosiques isolées en fonction de l'ongle prélevé

Dans le cas des onychomycoses, l'atteinte des ongles des mains ou des pieds est représentée par l'historgramme suivant qui montre la répartition des différentes espèces diagnostiquées.

Nos résultats montrent que *Trichophyton rubrum* et *Candida sp* sont les plus isolés au niveau des onyxis des pieds (38% pour chacun). Au niveau des mains, on note la prédominance de *Candida sp* et *Candida albicans*.

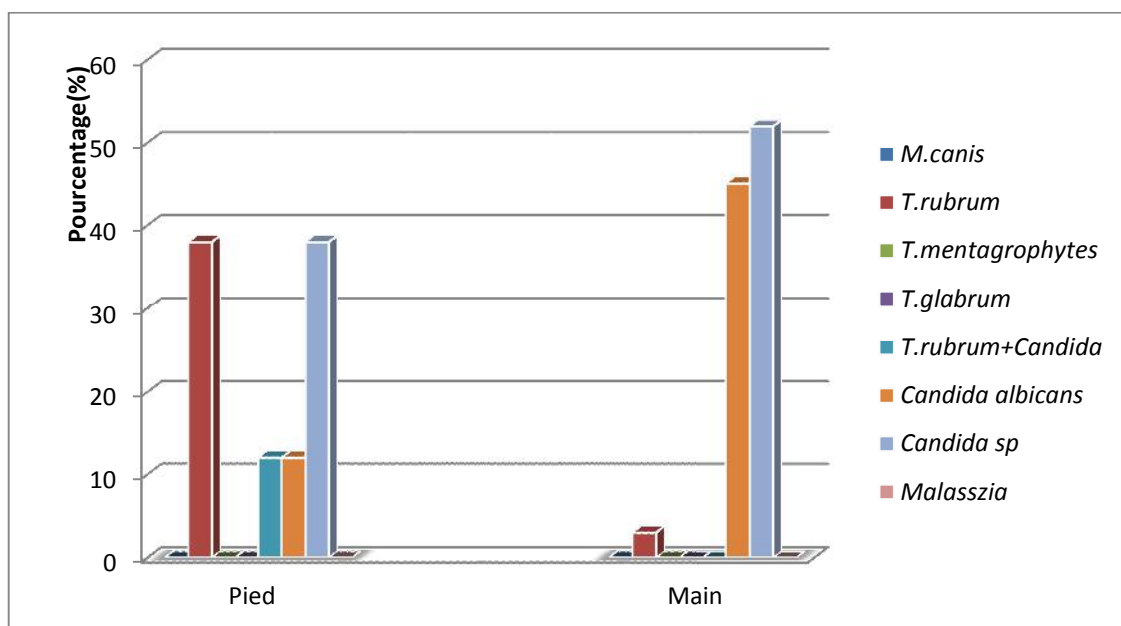


Figure 38: Répartition des espèces isolées en fonction de l'ongle prélevé

Résultats et discussion

2.1.1.10. Fréquence des facteurs favorisant la survenue d'une dermatophytie

D'après l'histogramme suivant, on constate que les facteurs favorisant les dermatophyties les plus fréquemment citées par les patients sont respectivement : le contact permanent avec l'eau (21 %), la pratique régulière de sport (19%), présence de cas similaires dans l'entourage familial (17 %) et le contact avec les animaux domestiques (17%).

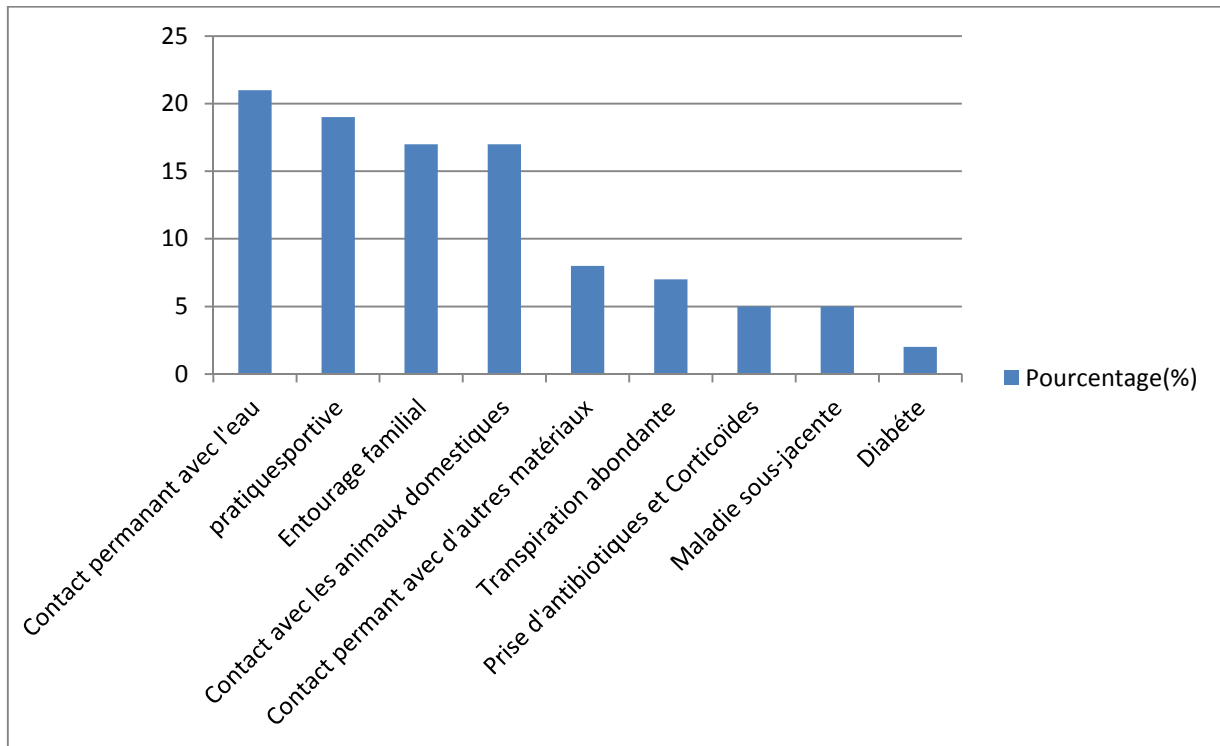


Figure 39 : Proportion des facteurs favorisant une dermatophytie

2.1.1.11. Résultats du diagnostic mycologique après un traitement antimycosique

Sur 68 patients chez qui on a noté la prise d'un antifongique, on a enregistré un pourcentage de 62% pour les quels l'examen direct et /ou la culture étaient positifs.

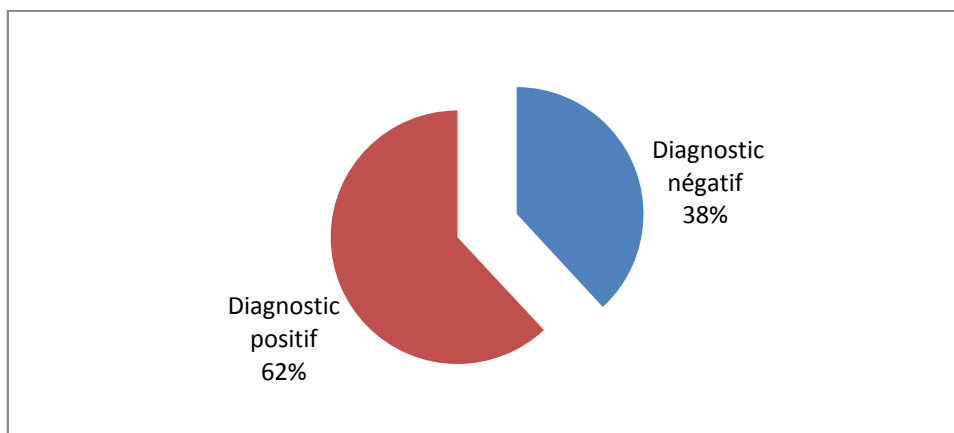


Figure 40: Résultats du diagnostic mycologique après un traitement antimycosique

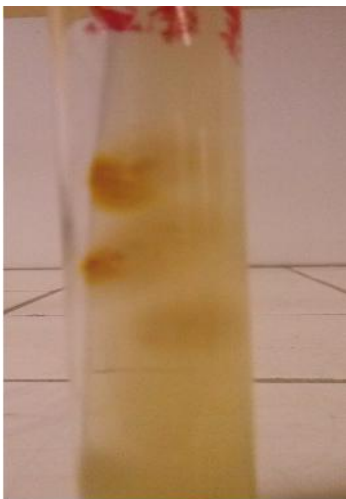
2.1.2 .RESULTATS DE L'IDENTIFICATION MACROSCOPIQUE ET MICROSCOPIQUE

La culture nous a permis d'isoler quatre espèces de dermatophytes, *Trichophyton rubrum*, *Microsporum canis*, *Trichophyton mentagrophytes* var *interdigitalis* et *Trichophyton violaceum* var *glabrum*, appartenant à 2 genres qui sont *Trichophyton* et *Microsporum*.

2.1.2.1. *Trichophyton rubrum*

A-Aspect macroscopique

Tableau X : Aspect macroscopique du *Trichophyton rubrum* isolés

MILIEU SABOURAUD	
-Les colonies apparaissent vers les 6 ème - 7 ème jour. - L'aspect évocateur n'est obtenu qu'en 2 à semaines. - Colonies : Glabres, crémeuses devenant blanches, duveteuses ou même cotonneuses. - Au recto : colonies blanchâtres avec un dôme central. - Au revers : un pigment jaune.	
	
Figure 41:Aspect macroscopique de <i>Trichophyton rubrum</i> sur milieu de Saboraud (à droite : recto,à gauche : verso).	
MILIEU LACTRIMEL DE BORELLI	
- Les colonies apparaissent dès le 2ème jour d'incubation. - Colonies : blanchâtres, duveteuses parfois même cotonneuses avec un dôme central. Les colonies sont extensives dans la gélose. - Au recto : colonies blanchâtres - Revers : rouge ou violet.	

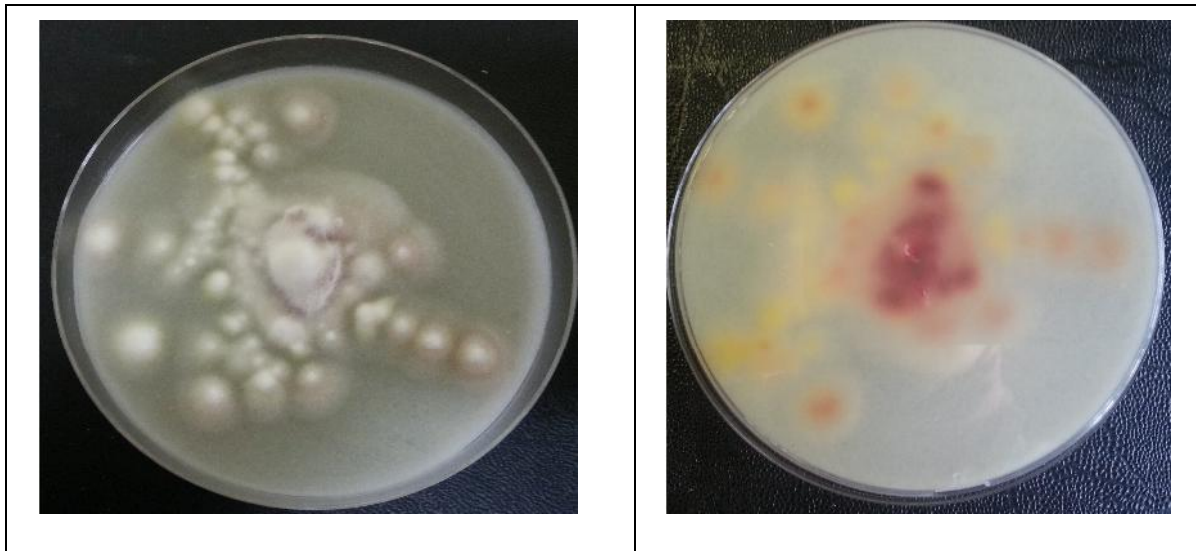


Figure 42: Aspect macroscopique de *Tricophyton rubrum* sur milieu de Lactrimel de Borelli (à droite :recto,à gauche :verso).

MILIEU POMME DE TERRE -CAROTTE

- Les colonies apparaissent après 6 jours d'incubation.
- Colonies : blanchâtres, poudreuses.
- Au recto : Plates et blanchâtres.
- Revers : incolore

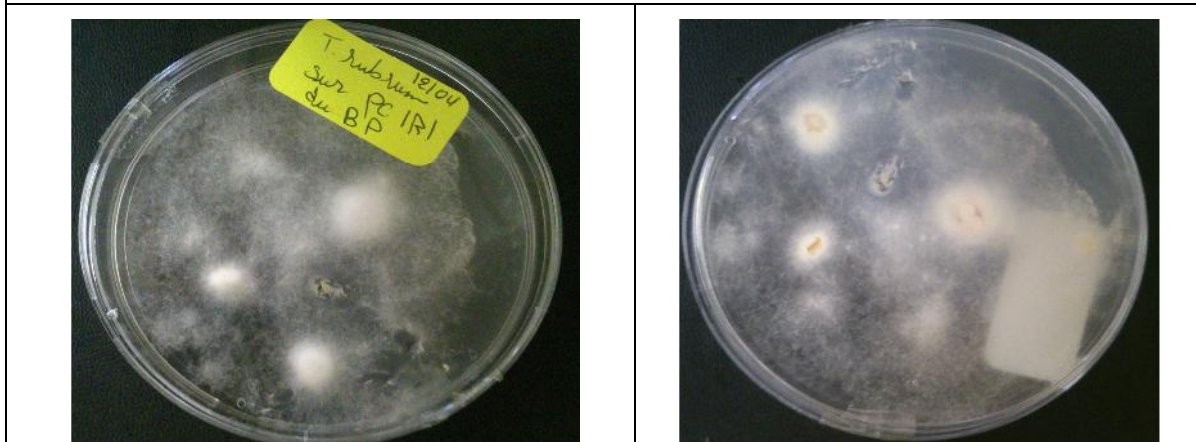


Figure 43: Aspect macroscopique de *Tricophyton rubrum* sur milieu pomme de terre-carotte (à droite : recto,à gauche : verso).

B-Aspect microscopique

Pour les souches autochtones, l'aspect est en général très pauvre :

- mycélium régulier et cloisonné, avec parfois quelques excroissances triangulaires(figure 44) ;
- microconidies, plus au moins nombreuses, piriformes disposées en acladium (figure 45) ;
- macroconidies, à parois lisse et minces, sont rares, voire absentes .Elles sont en forme de cigare ou de saucisse (figure 47).

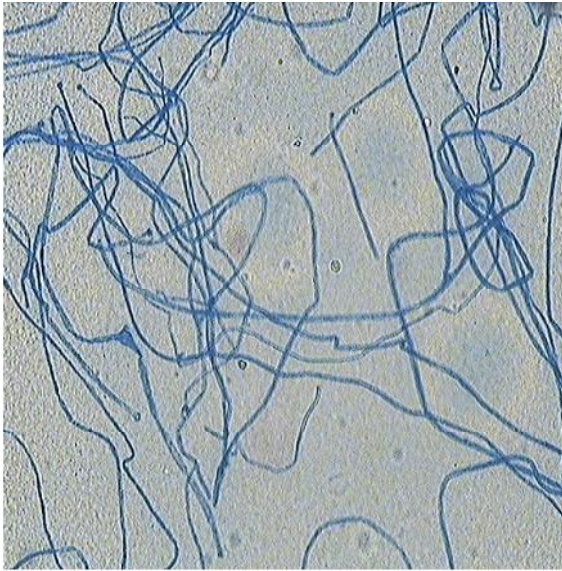


Figure 44 : Mycelium régulier et cloisonné avec excroissance triangulaire Gr.10 x 40.

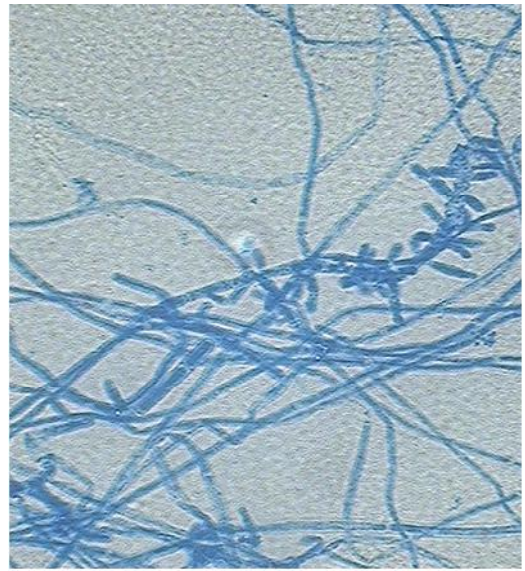


Figure 45 : Microconidies piriformes disposées en accladium Gr.10X100

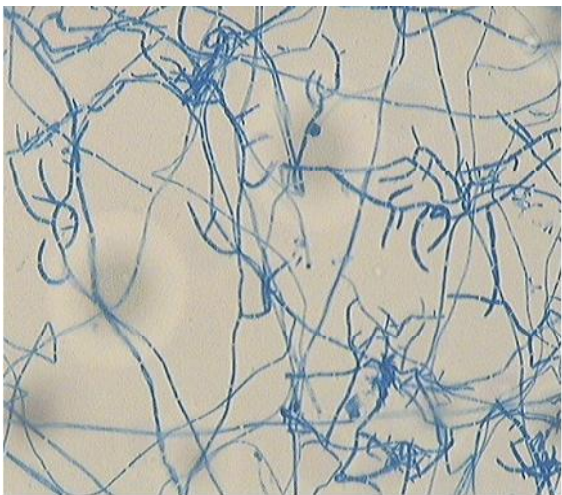


Figure 46 : Ebauches de macrocondies Gr 10x 40.

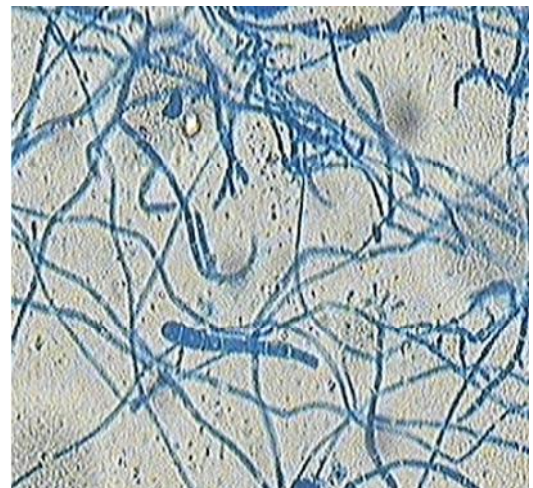


Figure 47: Macroconidie Gr 10 x 100.

2.1.2.2. *Microsporum canis*

A- Aspect macroscopique

Tableau XII : Aspect macroscopique du *Microsporum canis* isolé

MILIEU SABOURAUD
-les colonies apparaissent en 4 à 5 jours, et sont caractéristiques vers le 10ème jour. - grande colonies étoilées, à longs rayons périphériques fins et brillants. - Au recto : jaune. Après une semaine, le centre de la colonie devient blanc duveteux à cotonneux. - Au verso : chamoise à jaune orangée vive.

Résultats et discussion



Figure 48: Aspect macroscopique de *Microsporum canis* sur milieu de Saboraud (à droite : recto, à gauche : verso).

MILIEU DE LACTRIMEL DE BORELLI

- les colonies poussent dès le 2ème jour d'incubation.
- Colonies : Petites et arrondies, duveteuses à centre cotonneux. Blanchâtres, étoilées, entourées de rayons périphériques fins brillants et jaunâtres.
- Au recto : colonies blanches.
- Revers : chamois



Figure 49: Aspect macroscopique de *Microsporum canis* sur milieu de Lactrimel de Borelli (à droite : recto, à gauche : verso).

MILIEU POMME DE TERRE – CAROTTE (PC)

- les colonies poussent dès le 4ème jour d'incubation.
- Colonies : Incolores, poudreuses, arrondies, plates, étoilées, entourées de rayons périphériques fins et brillants très extensifs.
- Au recto : incolore.
- Revers : incolore



B-Aspect microscopique

- filament mycéliens, cloisonnés, sont habituellement fins et réguliers, mais le mycélium en raquette est fréquent (figure (52) ;
- microconidies, piriformes, en nombre variable (figure 55) ;
- macroconidies nombreuses, de forme caractéristiques : renflées au centre, pointues aux extrémités .Elles ont des parois très épaisse, échinulées, contiennent 6 à 12 logettes (figure 51,53 et 54).

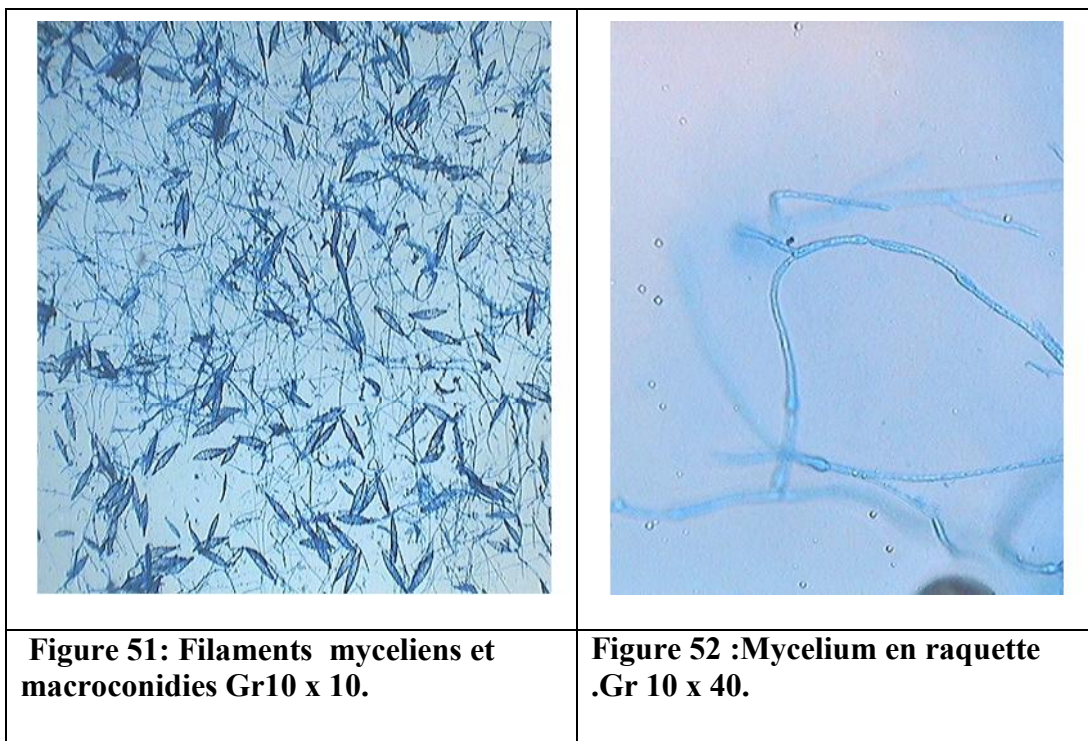




Figure 53 :Macroconidie Gr10 x 100.

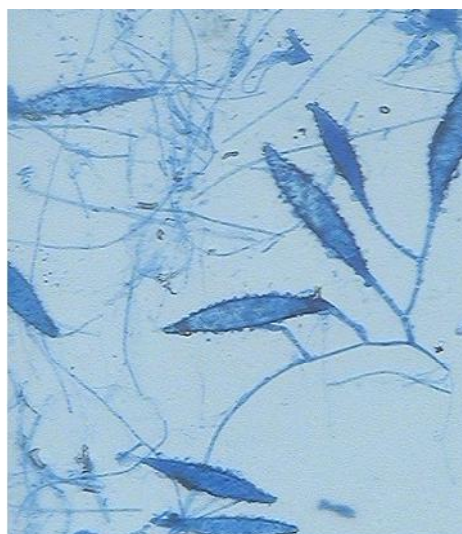


Figure 54:Macroconidies Gr 10 x40 .

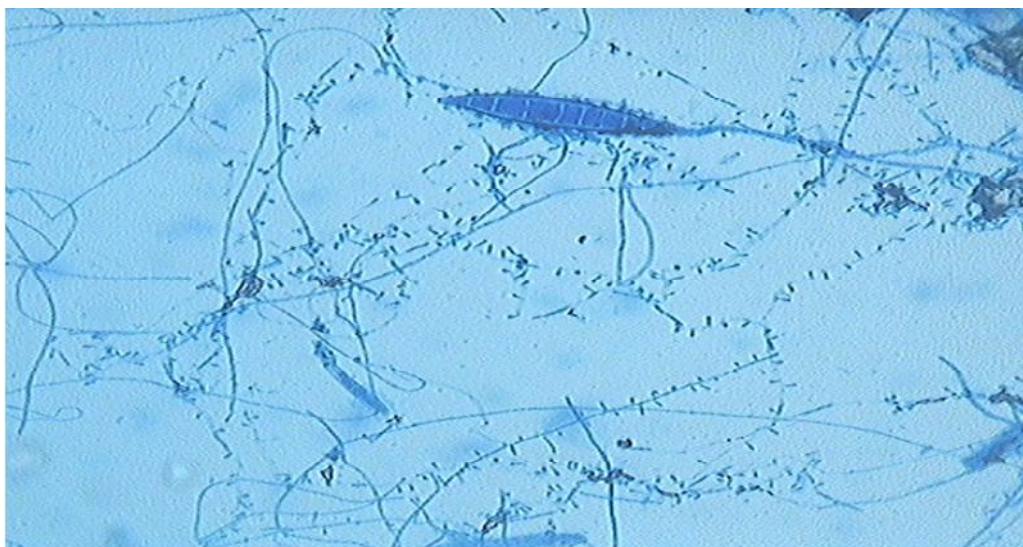


Figure 55 : Microconidies piriformes disposées en acladium Gr10 x40.

2.1.2.3. *Trichophyton mentagrophytes* var. *interdigitale*

A-Aspect macroscopique

Tableau XIII: Aspect macroscopique du *Trichophyton interdigitale*

MILIEU SABOURAUD
- les colonies apparaissent en 4 à 5 jours, et sont caractéristiques en 10 jours. - Colonies : Blanches à beiges, poudreuses, parfois granuleuses s'étalant sur la gélose. - Au recto: colonies blanchâtres à crémeuses. - Au revers : jaunâtres à brun

Résultats et discussion



Figure 56 : Aspect macroscopique de *Trichophyton interdigitale* sur milieu Sabouraud, (à droite : recto, à gauche : verso).

MILIEU LACTRIMEL DE BORELLI

- Les colonies poussent dès le 2ème jour d'incubation.
- Colonies : Blanchâtres, cotonneuses et duveteuses parfois, bombées. Après 10 jours d'incubation les colonies deviennent granuleuses, crémeuses et plissées. Elles s'étalent tout le long de la gélose.
- Au recto : colonies blanchâtres.
- Revers : Transparent.

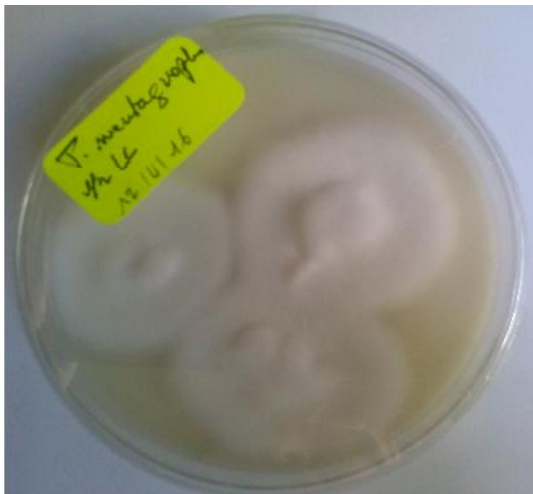
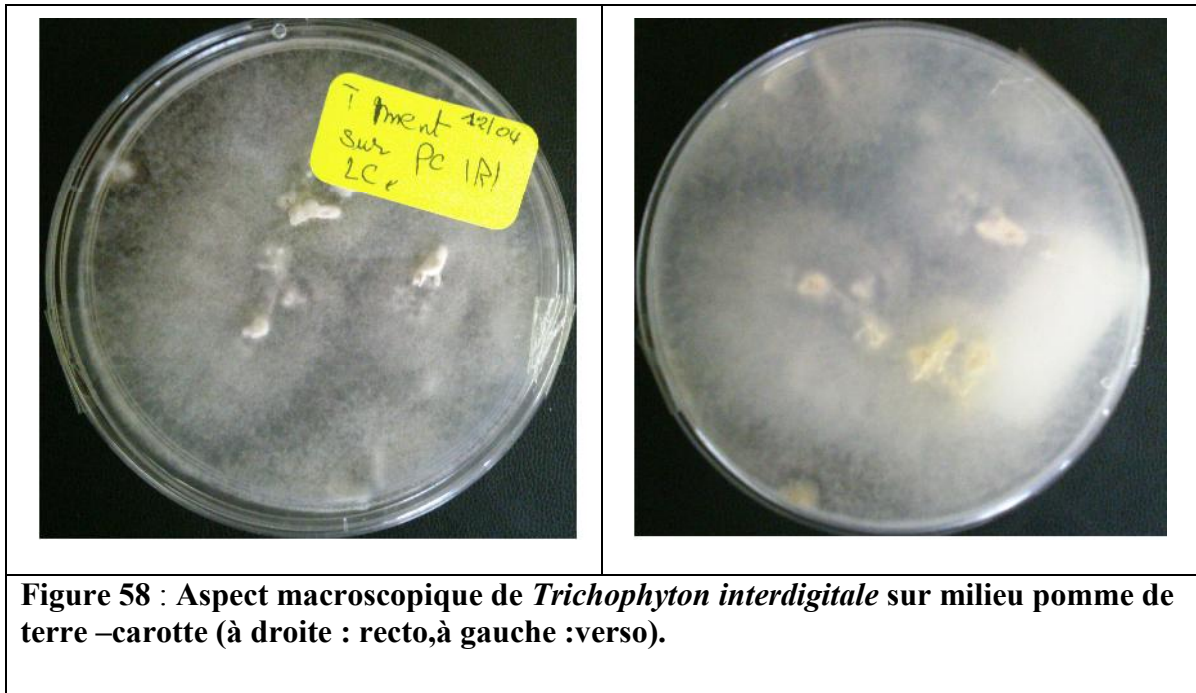


Figure 57 :Aspect macroscopique de *Trichophyton interdigitale* sur milieu Lactrimel de Borelli, (à droite : recto ,à gauche : verso).

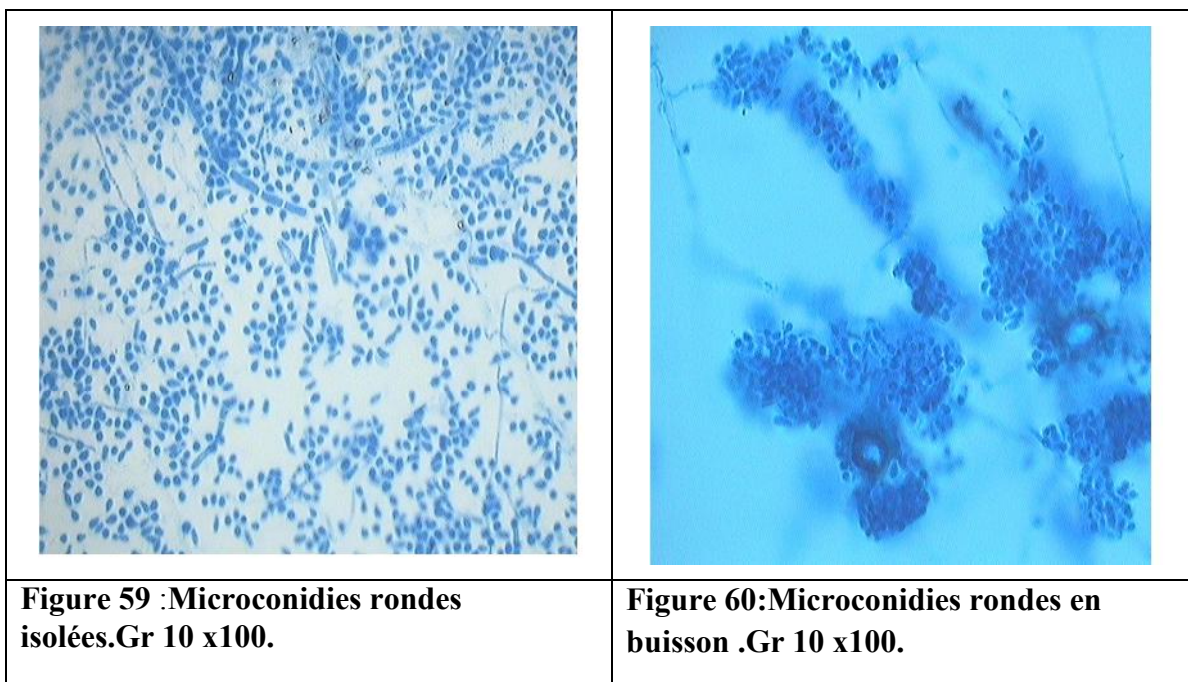
MILIEU POMME DE TERRE –CAROTTE

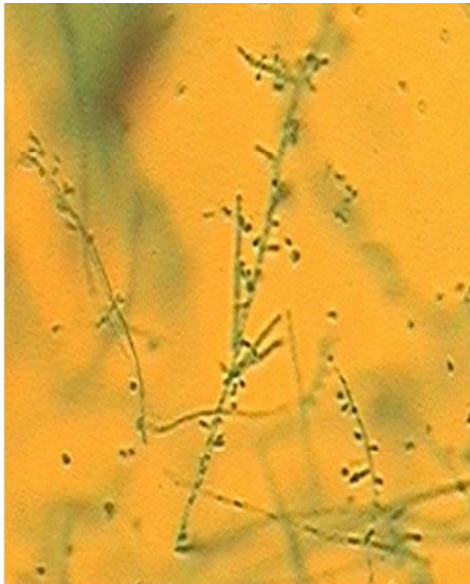
- Les colonies poussent vers le 4ème jour d'incubation.
- Colonies : arrondies et petites, plates, poudreuses à duveteuses, plissées sur les bords de la gélose.
- Au recto : colonies blanches
- Revers : transparent



B-Aspect microscopique

- filaments mycéliens, cloisonnés, s'articulent souvent à angle droit (aspect en croix de Lorraine) (figure 62) ;
- sur ces filaments, naissent des microconidies rondes solitaires (figure 59), puis très nombreuses et disposées en buissons (figure 60). En périphérie, les microconidies formées sur les filaments aériens sont piriformes, disposées en acladium (figure 61).
- Il faut noter que chez la variante anthropophile, interdigitale, de *T. mentagrophytes*, il y a absence de vrilles.



	
Figure 61 :Microconidies piriformes disposées en acladium Gr 10 x40.	Figure 62 : Ramifications en croix de lorraine Gr 10 x40.

2.1.2.4. *Trichophyton violaceum* variété *glabrum*

A-Aspect macroscopique

Tableau XIV : Aspect macroscopique du *Trichophyton glabrum*

MILIEU SABOURAUD	
- les colonies apparaissent vers 12ème-15ème jours et sont caractéristiques en 3 à 4 semaines. -Au recto : petites colonies glabres, cireuses, peu bombées, devenant plissées, blanches à crème - Au verso : sans pigment	
	
Figure 63 : Aspect macroscopique du <i>Trichophyton glabrum</i> sur milieu Saboraaud, (à droite : recto,à gauche : verso).	

Résultats et discussion

MILIEU DE BORELLI

- Les colonies poussent dès le 3ème jour d'incubation.
- Colonies : Petites et arrondies, glabres, humides, plus au moins bombées, extensives dans la gélose.

Recto : Petites, arrondies, blanchâtres, humides.

Verso : incolore.



Figure 64 : Aspect macroscopique du *Trichophyton glabrum* sur milieu de Lactrimel de Borelli (à droite : recto, à gauche : verso).

B. Aspect microscopique

Filaments mycéliens irréguliers, d'aspect tortueux, (figure 65), avec des chlamydospores ou d'arthrospores intercalaires parfois disposées en chainettes. (figure 66) .Généralement, il y a absence de micro et macroconidies

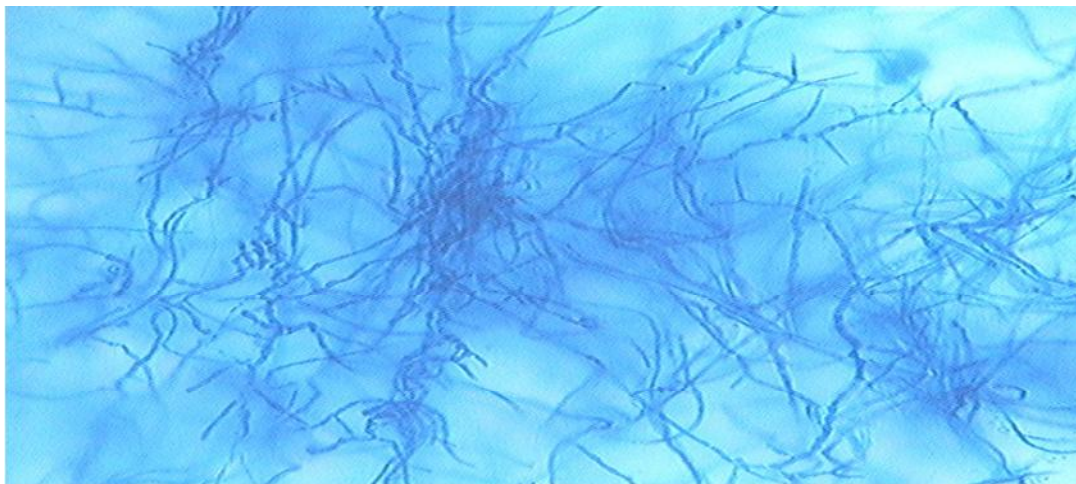
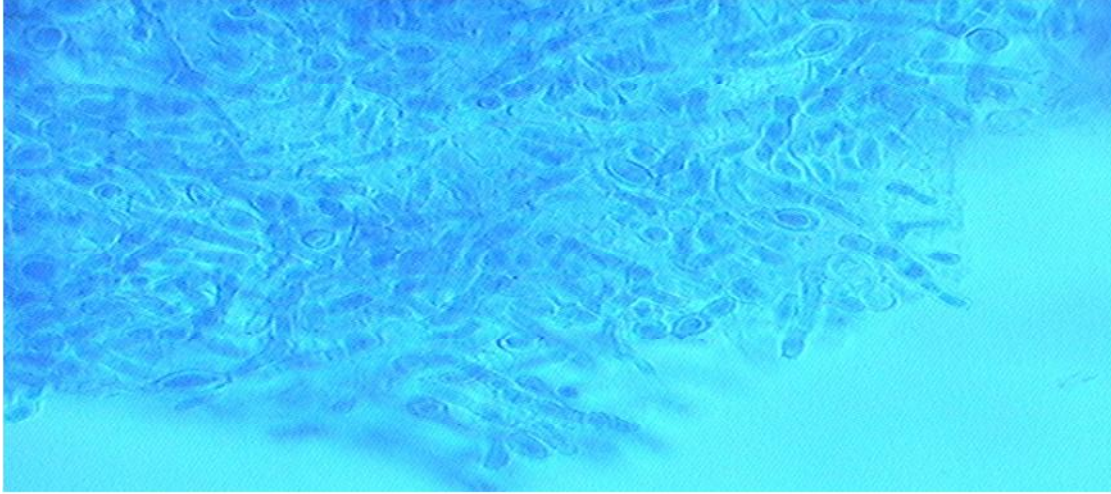


Figure 65 : Filaments mycéliens irréguliers avec aspect tortueux. Gr 10x40



**Figure 66:Arthrospores intercalaires et chlamydospores disposées en chainettes.
Gr 10 x100**

Conclusion

Conclusion

Les dermatophytes sont des champignons filamenteux cosmopolites. À l'état parasite, ils induisent des affections appelées dermatophyties siégeant essentiellement sur la peau glabre et les phanères (cheveux et ongles). Les dermatophyties évoluent chez l'homme selon un mode chronique et volontiers récidivant.

En Algérie, dans notre région entre autres, la fréquence et la constante progression de l'incidence de ces mycoses, est l'une des raisons qui nous ont incités à réaliser cette présente étude. En effet, ce mémoire a permis de souligner l'intérêt qu'il faut porter aux dermatophyties superficielles en terme de fréquence, de facteurs favorisants ainsi que le cout élevé de la prise en charge .D'autre part, cette étude nous a permis de mettre en lumière les caractéristiques épidémiologiques, cliniques et mycologiques des dermatophyties diagnostiquées.

Malgré un échantillon de patients restreint et une durée d'enquête limitée, l'étude révèle que :

1. La prévalence des dermatophyties superficielles est de l'ordre de 21,55%
2. Les dermatophyties touchent autant les hommes que les femmes avec toutefois une légère prédominance masculine
3. Les tranches d'âge touchées, pour les deux sexes, varient selon le type de dermatophytie .Ainsi, les teignes touchent exclusivement les enfants dont l'âge ne dépasse pas 15 ans .Les onychomycoses et les epidermophyties prédominent chez les adultes dont l'âge est compris entre 35 ans et 60 ans.
4. L'aspect clinique le plus fréquent est l'Onychomycose qui demeure prépondérante dans notre région avec un pourcentage de 58%
5. Notre analyse a montré que *Trichophyton rubrum*, espèce strictement anthropophile, demeure le premier agent responsable des ces atteintes avec un taux de 72% suivi de *Microsporum canis* avec un taux de 22%.

Cette étude nous a permis, par ailleurs, de connaître la démarche dans le diagnostic des dermatophyties qui s'effectue en plusieurs étapes. En premier lieu, le prélèvement qui, selon les lésions, sera constitué de squames, de cheveux, de poils ou de pus. Puis, s'ensuivra l'examen direct, l'échantillon étant traité avec des agents éclaircissants, ceci permettant l'orientation diagnostique.

Conclusion

Enfin, la mise en culture réalisée systématiquement, sur Sabouraud additionné de Chloramphénicol et Sabouraud additionné de chloramphénicol et de cycloheximide, permettra d'identifier l'espèce en cause. L'identification microscopique peut être poussée en utilisant des milieux spécifiques.

L'originalité de notre travail est, justement, l'utilisation de deux milieux d'identification : milieu Lactrimel de Borelli et le milieu pomme de terre –carotte. Ce qui nous a permis de sortir certaines recommandations en terme d'identification des dermatophytes qui sont comme suit :

Pour identifier le *Trichophyton rubrum*, on recommande la gélose de Lactrimel de Borelli.

Pour le *Microsporum canis* les milieux PC, Lactrimel de Borelli sont à recommander.

A partir des résultats obtenus dans ce travail, on conclut que le diagnostic mycologique est très important et doit être valorisé en lui confiant une grande place dans la pratique dermatologique.

Le traitement des dermatophyties repose sur l'utilisation d'antifongiques systémiques et/ou topiques, les protocoles de traitement étant différents selon le type de lésions.

La mise en place de mesures prophylactiques, consiste à dépister et à traiter les animaux parasités, à nettoyer et à désinfecter l'environnement de manière drastique, et à observer certaines règles d'hygiène.

Références bibliographiques

Références bibliographiques

Anonyme .Groupe de travail de la Société française de dermatologie.(2007).

Recommandations pour la pratique clinique. Onychomycoses : modalités de diagnostic et de prise en charge. Ann Dermatol Venereol ; 134:5S7-16.

ALTINDIS M., BILGILI E., KIRAZ N., et CERI A.(2003). Prevalence of tinea capitis in primary schools in Turkey. Mycoses ;46:218—21.

AMMAR KHODJA. (1987). Etude des réservoirs de dermatophytes en Algérie. Thèse de Diplôme de Docteur en science médicale. Institut National d'Enseignement Supérieur en Sciences Médicale. Université d'Alger.

ANNICK VANETTI. (2009). Mycoses superficielles cutanéomuqueuses et enquête auprès de pharmaciens d'officine. Diplôme d'état docteur en pharmacie. Université de Nantes Faculté de pharmacie.p.13

ANOFEL,(2004). CD -Rom.

ANOFEL,(2010). CD -Rom .Edition mars .France.

ANOFEL. (2014). Association Française des Enseignants de Parasitologie et Mycologie.

Dermatophytoses ou Dermatophyties. UMVF - Université Médicale Virtuelle Francophone.

ASTE N., PAUL M. et BIGGIO P. (1994). Tinea capitis in adults ,Mycoses, Vol,39,299-301.

BADILLET G.1(1982). Les dermatophytes, Atlas clinique et biologique, Paris, Varia, p.219.

BELHADJ S., JEGUIRIM H ., ANANE S., KAOUECH E., KALLEL K. et CHAKER E. (2007). Évolution des teignes du cuir chevelu à *Microsporum canis* et à *Trichophyton violaceum* à Tunis. J Mycol Med; 17: 54—7.

BENKHELIFA H. ,AKMOUM M, et TOUABTI. (2001). Dermatophytes dans la wilaya de Sétif, du 01 / 01 / 1995 au 31 / 01 / 2000.VI journées nationales de parasitologie – mycologie .ALGERIE .

BENMEZDAD A., MOULAHAM T., BENYEZZAR M., DJABALLAH M., BELD-JOUDI W., et FENDR A-H. (2012). Les teignes du cuir chevelu au CHU de Constantine (Algérie).J Mycol Med;22:354—6.

BONNET BLANC J- M. (2012). Infections cutanéomuqueuses bactériennes et mycosiques : infections à dermatophytes de la peau glabre, des plis et des phanères Annales de dermatologie et de vénéréologie.139, A47—A5.

Références bibliographiques

BOUCHET P-H.,GUINARD J-L.,MADULO-LEBLOND G.et REGLI P.(1989). mycologie générale et médicale 404.p.143.

BOUCHET B., GUIGNARD J-L., POUCHUS Y-F.et VILLARD J.(2002). les champignons mycologie générale et appliquée .Masson ,2^{ème} ED.Paris ;79-80 .

BOUKACHABINE K., AGOUMI A., ET ZARII A., et BAROUDI A. (1997).Données épidémiologiques et culturelles des teignes microsporiques à *Microsporum canis* au CHU de Rabat (Hôpital d'enfants). *Nouv Dermatol* ; 16:329-32.

BRANS A. (2015) .les mycoses superficielles : pharmacologie des antifongiques . Faculté des sciences vétérinaires et biologiques, université de Lille. p. 24.

CAFARCHIA C., ROMITO D., CAPELLI G., GUILLOT J. et OTRANTO D .(2006) .Isolation of *Microsporum canis* from the hair coat of pet dogs and cats belonging to owners diagnosed with *M. canis* tinea corporis. *Vet Dermatol* , 17,31-327.

CAQUET R.(2009) . Intertrigo et pied d'athlète. In *La médication officinale*. Issy-les-Moulineaux , 3^{ème} Ed, Elsevier Masson. p : 150-151.

CAUSSE C.(2011). Les dermatophyties d'origine zoonotique : aspects actuels et prise en charge à l'officine .Diplôme d'état docteur en pharmacie. université JOSEPH FOURIER, Faculté de pharmacie de Grenoble..P.38.

CHABASSE D .et BARALE T . (1997).mycoses et activités sportives. *Revue française des laboratoires*, 289,45-50.

CHABASSE D., GUIGUEN C., et CONTET-AUDONNEAU N. (1999) .Mycologie médicale, Paris, Masson, , p :324.

CHABASSE D. et THERIZOL-FERLY. (2000). Mycoses d'importation. *Revue française des laboratoires*, 321,51-65.

CHABASSE D.(2003). Peut-on chiffrer la fréquence des onychomycoses. *Ann Dermatol Venereol*; 130:1222-30.

CHABASSE D, BOUCHARA J., DE GENTILE L., BRUN S.,CIMON B . et PENN P. (2004). Les dermatophytes , cahier n°3 1, bioforma, paris.

CHABASSE D. et PIHET M.(2008) ;Les dermatophytes : les difficultés du diagnostique mycologique ;Revue Francophone des Laboratoire,406 , 29-38.

Références bibliographiques

CHABASSE D.(2008).les dermatophytes :d'où viennent-ils et comment sont-ils devenues des parasites ?J.Med mycol,18,27-37.

CHABASSE D ., PIHETA M. et BOUCHARAA J –P.(2009). Émergence de nouveaux champignons pathogènes en médecine : revue générale. Revue Francophone des Laboratoires ,416 ,71 -86.

CHABASSE D. et CONTET –AUDONNEAU N. (2011).EMC dermatophytes et dermatophyties.EMC,maladies infectieuses,8-614-A-10.

CHABASSE D. (2011).Place du laboratoire dans le diagnostic mycologique d'une onychomycoses .Revue Francophone des Laboratoires ,432(41) ,43-50.

CHABASSE D.et PIHET M.(2014). Méthodes de diagnostic d'une onychomycose. Journal de Mycologie Médicale, 24, 269-278.

CHEIKHROUHOU F., AMRI H., et MAKNI F (2007) .Onychomycoses infantiles. JMM ; 17 :217.

Chelgham I., S. Belkhelfa, S. Achachi, I. Aissaoui & N. Mohamdi ;(2011)
LES MYCOSES SUPERFICIELLES : A PROPOS DES CAS DIAGNOSTIQUES DANS LA REGION DES AURES (BATNA) /ALGERIE DE 2002 A 2011; XV ème journées nationales de parasitologie-mycologie;Institut Pasteur d'Algérie 2011

CISSE M., DIARE F-S., KABA A., MAGASSOUBA F., KEITA M., et ECRA E- J. (2006) .Les teignes du cuir chevelu dans le service de dermatologie-vénérologie du CHU de Donka-Conakry, Guinée. Bull Soc Pathol Exot ;99:32—3.

CRABOS J. (2013) . Mycoses cutanées à l'officine : étude sur des populations en milieu confiné. Diplôme d'état de docteur en pharmacie ; faculté de pharmacie, université de limoges ; .p .15

CRICX B. ,GENIAUX M., et BONERANDI JJ(2002). infections cutanéomuqueuses bactérienne et mycosique à Candida albicans .Annales de Dermatologie et Vénérologie VOL,129.p57.

DENGUEZLI M. Favus .(2006). Sousse, Faculté de médecine Ibn El Jazzar, Disponible sur <<http://www.atlas-dermato.org/atlas/favusfin.htm>

DERBRE S.(2009).Emploi de la phytoterapie et de l'aromatherapie en prevention et traitement des dermatomycoses.actualites pharmaceutique,484 ,19- 25.

DERBRE S.(2010). mycoses jusqu'au bout. Actualités pharmaceutiques ., 495 ,44.

Références bibliographiques

ELEWSKI B, CHARIF M. (1997).Prevalence of onychomycosis in patients attending a dermatology clinic in Northeastern Ohio for other conditions. Arch Dermatol ;133:1172-3

ESTEVE E ., ROUSSEAU D., D. DEFO et. POISSON D.-M.(2006). Épidémie de trichophyties cutanées chez les judokas du pôle France d'Orléans : septembre 2004-juin 2005 , *Ann.Dermatol. Vénéréologie*, vol. 133, no 6-7, p. 525-529.

EUZEBY J. (2003).Les dermatoses parasitaires d'origine zoonotique dans les environnements de l'Homme. Editons Médicales Internationales, Lavoisier, p :240.

EUZEBY J.(2008). Grand dictionnaire illustré de parasitologie médicale et vétérinaire, Cachan, Ed.médicales internationales, 2008, p :815.

FEUILHADE DE CHAUVIN M. (2005) .New diagnostic techniques. J Eur Acad Dermatol Venereol, 19,20-4.

FEUILHADE DE CHAUVIN M (2015).Examen mycologique en dermatologie.EMC-dermatologie ,3(10) ,1-7.

FLETCHER C L.,HAY R- J.et SMEETON N C.(2004).Onychomycosis : the developement of a clinical diagnostic aid for to enail disease .Part I.Establishing discriminating historical and clinical features.Br .J.Dermatol.,vol.150 ,no 4,p.701-705.

GOUMI A et collaborateurs. (2003).Précis de parasitologie médicale. Collection MEDIKA ; Editions : Horizons

GUILLOT J., ODILE CROSAZA., BOTTERELB F.et CHERMETTE R .(2015). Rôle des animaux vertébrés dans la transmission des champignons dermatophytes pathogènes pour l'homme. Revue francophone des laboratoires, 477, 53-60.

GUPTA A- K ., GUBTA M- A .,et SINGH J .(2007).Fast and sensitive detection of *trichophyton rubrum* DNA from the nail samples of patients with onychomycosis by a double round polymerase reaction based essay .Br.J.Dermatol., vol.157 ,no 4, p. 698-703.

HAMRIOUI B., AMMAR KHODJA A.,BELKAID M.,TABET DERRAZ O., KELLOU D . et ZENAIDI N.(1999).cours de parasitologie. Tome 3.Mycoses .Office des publications universitaires. INESSM-Alger .p .6.

HAY R-J ., ROBLES W., MIDGLEY G.et MOORE M-K. (2001).European Confederation of Medical Mycology Working Party on Tinea capitis . Tinea capitis in Europe: new perspective on an old problem.J .Eur. Acad .Dermatol. Venerol.15.229-33.

Références bibliographiques

KAH N (2011). Dermatophyties, candidoses et autres mycoses superficielles : rôle du pharmacien d'officine .diplôme d'état docteur en pharmacie. Faculté de pharmacie, université Henri Poincare - Nancy 1.

.KOENIG H. (1995). Guide de mycologie médicale. Editons Ellipses, Paris .p :98.

LARIVIERE M., BEAUVAIS B. : DEROUIN F.et TRAORE F. (1987). Parasitologie medicale .ED Marketing.p :214

LIU H.,LEE D., et WONG C.K.(1993).KONCPA:a new method for diagnosing tinea unguium,Dermatol.Basel Switz .,vol.187,no 3;P.166-168.

MONKASSA B., VANDEMEULEBROUCKE E., REDLINSKI S, JOUSSERAND P.et POUJADE F. (2000).Dermatophytes et teignes du cuir chevelu dans la banlieue nord de Paris. *J Mycol med*; 10:207-9.

MSEDDI M., MARRAKCHI S., SELLAMI H., MNIF E., BOUDAYA S et . TURKI H.(2005). Les teignes de l'adulte : étude rétrospective dans le sud tunisien. *J Mycol Med* 2005;15:93—6.

MOULINIER C .et collaborateurs (2003). Parasitologie et mycology medicale, lavoisier. 707-708 p : 731 et p :733 .

OTHMAN T et. VACHER C.(1993). les teignes du cuir chevelu en Egypte. *Buil, Soc. Path..;*. 126 :128.

PANAGIOTIDOU D .SOTIRIOU E. et GRÄ SER Y.(2006) .Forty -eight-hour diagnosis of onychomycosis with subtyping of *trichophyton rubrum* stains ,*J. Clin. Microbiol .*, vol.44 ,no 4,P.1419-1427

PERCEBOIS G.(1973). Introduction à une étude des dermatophytes. *Bulletin de l'association des diplômés de Microbiologie de la Faculté de Pharmacie de Nancy.*

RAZZAQ ADEL AA., SULTAN AO., BASMIAH AM., AFTAB A et . NABEL N. (2007). Prevalence oftinea capitis in southern Kuwait. *Mycoses. 50(4):317-20.*

ROBERT R, PIHET M.(2008). Conventional methods for the diagnosis of dermatophytes. *Mycopathologia ;DOI 10.1007/s11046-008-9106-3.*

RIPERT C. (2013).Mycologie médicale .Lavoisier, Paris. P .2-12 ; p .7-331.

Références bibliographiques

SUMMERBELL R- C., COOPER E., BUNN U., JAMIESON F., et GUPTA A- K. (2005)
. Onychomycosis: a critical study of techniques and criteria for conforming the etiologic significance of non dermatophytes, Med. Mycol. Of. Publ. Int. Soc. Hum. Amin. Mycol., vol. 43, no 1, p. 39-59.

TERRIEN E., TESSIER S ., OLIVEIRA ., N, DALLE F., LILETTE H., VABRES P, CRISTOFINI C. et CLINARD F. (2013). Dermatophytoses à Trichophyton tonsurans en milieu scolaire, Côte-d'Or (France), mai 2011. BEH 41-42. 547.

UCHIDA T ., MAKIMURA K ., ISHIHARA K ., GOTO et. IJIMA M . (2009). Comparative study of direct polymerase chain reaction , microscopic examination and culture –based morphological methods for detection and identification of dermatophytes in nail and skin samples. J. Dermatol. 36. 202-8.

VIGUIE-VALLANET C (2001). Traitement antifongiques en drmaologie , Ency Med Chr, , 98-906-A-10, 1-16 .

ZAGNOLI A ., CHEVALIER B. et. SASSOLAS B. (2005). Dermatophyties et dermatophytes. EMC Pédiatrie, 2, 96–115.

Glossaire

Glossaire

Glossaire

Aleuriospore - Une spore asexuée externe formée latéralement ou à, l'extrémité d'un filament, à partir d'éléments préexistant du thalle (type thalique solitaire).elle présente habituellement une base tronquée, correspondant à la cicatrice de libération.

Anthropophile : Se dit d'un Champignon parasitant exclusivement ou principalement l'Homme.

Arthrospore : Une spore asexuée, résultant de la fragmentation d'un hyphe.

Ascospore : Une spore formée à l'intérieur d'un asque.

Asexué : Se dit d'un mode de reproduction qui ne comporte pas de fusion nucléaire.

Asque : La structure caractéristique des Ascomycètes, en forme de sac et contenant un nombre défini d'ascospores (typiquement 8).

Champignon imparfait : Un Champignon dont la reproduction sexuée est disparue au cours de l'évolution, ou inconnue dans l'état actuel de la science.

Champignon parfait : Un Champignon dont les spores sexuées ou **téléomorphe** , en particulier ascospores ou basidiospores.

Chlamydospore : Une spore asexuée, protégée par une capsule épaisse et se séparant d'un hyphe pour constituer une forme de résistance.

Chitine : Substance chimique résistante contenue dans la membrane des cellules de certains champignons et formant aussi la carapace des insectes

Conidie, conidiospore : Une spore asexuée, se formant à l'extrémité ou le long d'une hyphe, parfois sur un conidiophore, et se détachant spontanément du mycélium.

Deutéromycètes : Champignons (Fungi) connus seulement, dans l'état actuel de la science, sous leur forme imparfaite. La forme parfaite peut être méconnue ou définitivement disparue génétiquement.

Division : Rang hiérarchique du règne fongique. Se termine en 'mycota' (ex: ascomycota, basidiomycota.)

Echinulé : (Spore) Qui est garni de petites pointes

Epidémie : propagation rapide d'une maladie infectieuse, par contagion à un grand nombre de personnes.

Glossaire

Epidémiologie : c'est l'étude des facteurs influant sur la santé et les maladies de populations.

Elle se rapporte à la répartition, à la fréquence et à la gravité des états pathologiques.

Fructification : n'importe quelle structure fongique, plus ou moins complexe, sexuée ou asexuée, qui assure la reproduction.

Géophile : Se dit d'un Champignon éventuellement pathogène par opportunité, ayant l'essentiel de sa vie végétative dans un sol.

Glabre : se dit d'une culture ou d'une structure dépourvue de poils.

Hyphe : Un filament tubulaire représentant l'élément végétatif constitutif d'un mycélium.

KOH : Nom scientifique de la potasse, hydroxyde de potassium, produit chimique caustique.

Kératine : protéine complexe, soufrée, de consistance dure, imperméable, très répandue dans le monde animale .Chez l'homme, la Kératine est abondante dans l'épiderme (kératinocytes) et les phanères (cheveux,poils,ongles)

Kératinophiles : se dit de certains champignons présentant un affinité pour la kératine animale ou humaine.

Kératinolytique : propriété qu'ont certains champignons kértinophiles de dégrader, à l'aide d'enzymes, la kératine humaine ou animale et d'utiliser certains de ses constituants pour assurer leurs croissance.

Macroconidie . : Une conidie de grande taille, uni- ou pluricellulaire.

Microconidie : Une conidie de petite taille, unicellulaire.

Mycélium : L'ensemble des structures filamenteuses (thalle) constituant les éléments végétatifs d'un Champignon.

Mycose : Une affection causée par le développement d'un Champignon « parasite » dans un (ou plusieurs) tissu(s) vivant(s).

Parasite : Qui vit aux dépends d'un organisme vivant, en lui portant plus ou moins préjudice.

Piriforme : en forme de poire.

Glossaire

Recto : endroit d'une culture. S'oppose au verso.

Spore : Structure de petite taille résultant d'une reproduction sexuée ou asexuée et assurant la survie et la propagation de champignon.

Sporulation : Aptitude d'un champignon à produire des spores .synonyme : reproduction, fructification.

Sterile : se dit d'une culture de champignon ne produisant aucune conidie.

Thalle : ensemble de l'appareil végétatif t reproducteur d'un champignon..il peut être filamenteux ou unicellulaire (levure).

Tellurique : en relation avec la terre, le sol.

Verso : envers d'une culture. S'oppose au recto.

Zoophile : Se dit d'un champignon parasitant exclusivement ou principalement les animaux.

Annexes

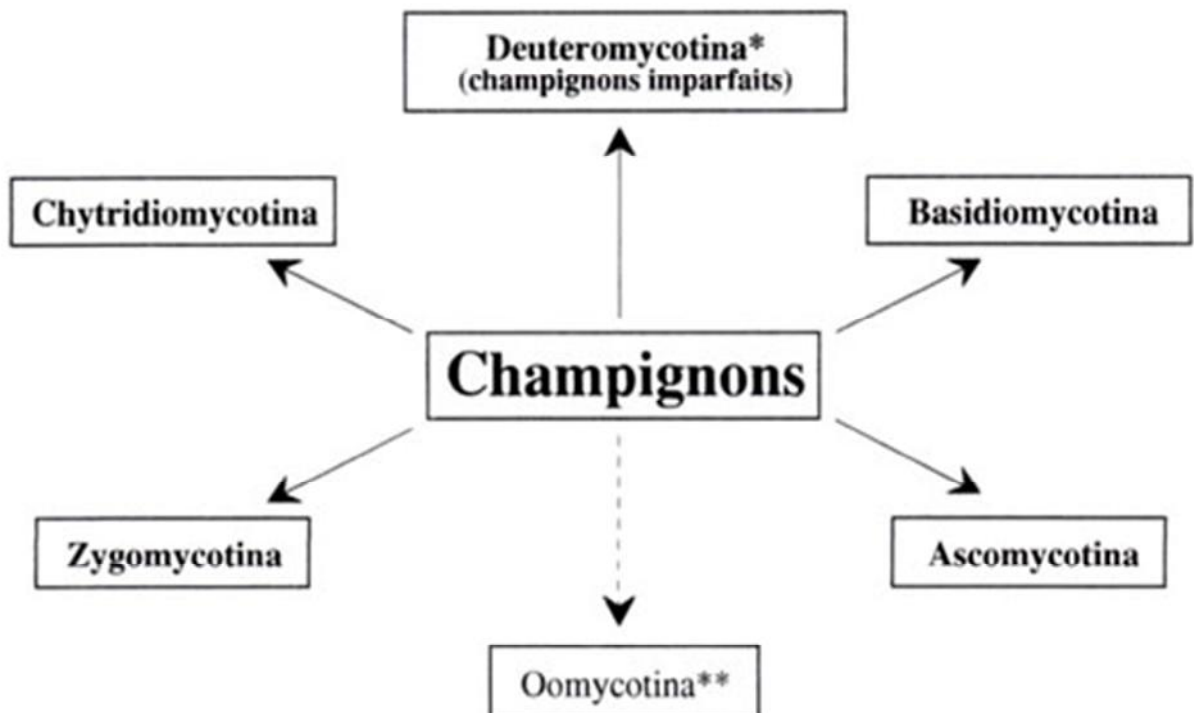
ANNEXE 1 :

1. CLASSIFICATION DES MICROMYCETES

- Domaine : Eucaryotes
- Règne : Champignons
- Division :
 - Ascomycotina
 - (phylum) - Basidiomycotina
 - Zygomycotina
 - Chytridiomycotina
 - (Deuteromycotina)

**Champignons
inférieurs**

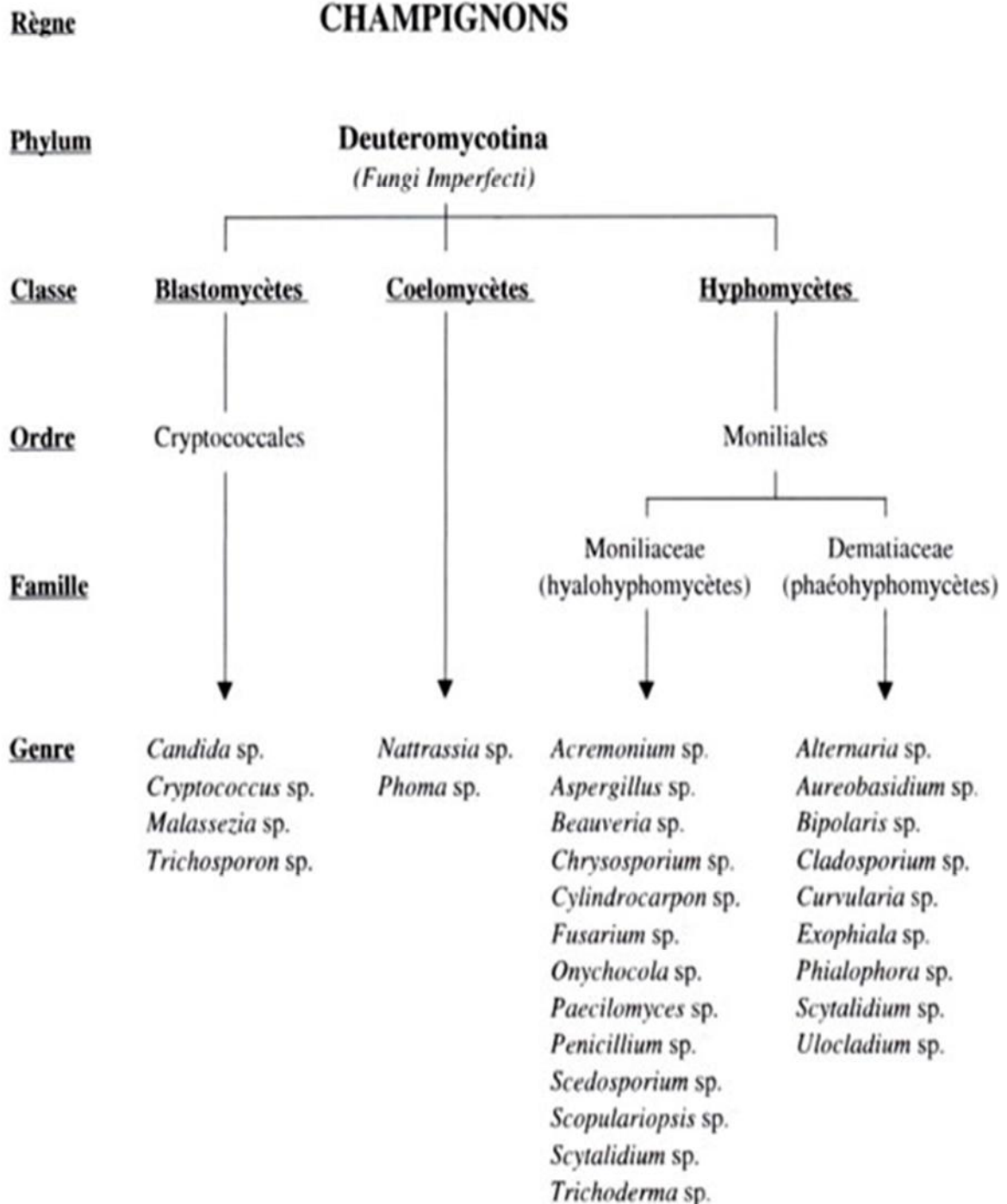
**Champignons
supérieurs**



* Champignons connus seulement par leur stade asexué, en attente de classification.

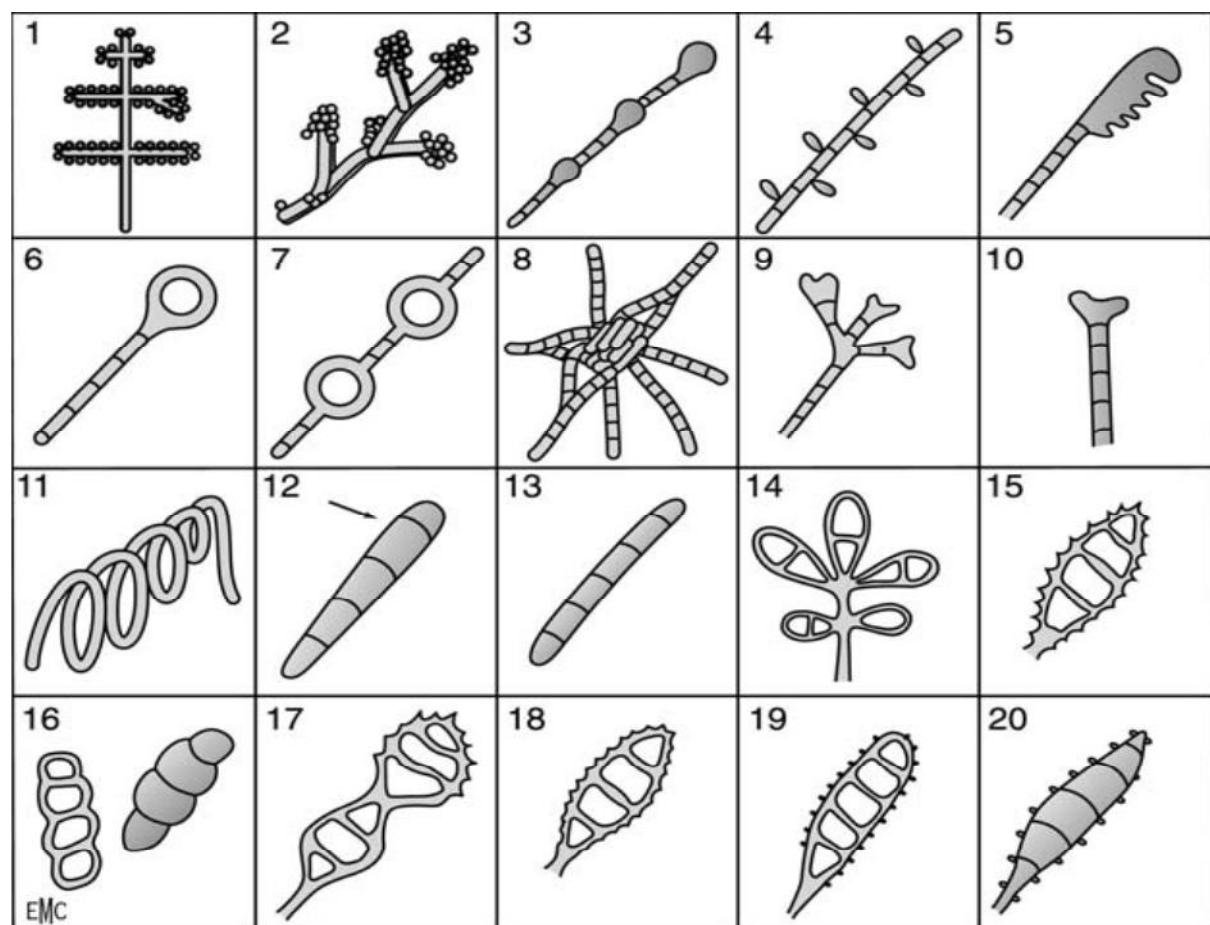
** Actuellement les espèces issues de cette division ne sont plus classées parmi les champignons vrais.

2. LES DEUTEROMYETES



ANNEXE 2

Aspect microscopique des cultures fructifications et formations ornementations
(ZAGNOLI et al, 2005).



1. Aspect du mycélium (hyphe) en « croix de Lorraine » (avec microconidies rondes, *Trichophyton mentagrophytes*) ; 2. micronidies sphériques en « amas » ; 3. mycélium en « raquette » ; 4. micronidies allongées disposées selon le type Acladium ; 5. mycélium pectiné ; 6. Chlamydospore terminale, à l'extrémité d'un filament mycélien ; 7. Chlamydospore intercalaire sur le trajet d'un filament mycélien ; 8. organe nodulaire (*Trichophyton mentagrophyte*) ; 9. Chandelier favique (*Trichophyton schoenleini*) ; 10. clou favique ; 11. Vrille (*Trichophyton mentagrophytes*, *Microsporium persicolor*) ; 12. macronidie en « quenouille » de *Trichophyton mentagrophytes* ; 13. macronidie de *Trichophyton rubrum* ; 14. macronidie en « bouquet » d'*Epidermophyton* ; 15. macronidie de *Microsporium canis* ; 16. macronidie de *Trichophyton tonsurans* ; 17. Macronidie de *Trichophyton audouini* ; 18. macronidie de *Microsporium gypseum* ; 19. macronidie de *Microsporium fulvum* ; 20. Macronidie de *Microsporium persicolor*.

Annexes

ANNEXE 3

FICHE D'EXPLOITATION

Le.....

N° du patient :

Sexe :

Age :

-Localisation des lésions :

-Lésions déjà traités : oui ☐ non ☐

Si oui par quel traitement ?

-personne diabétique : oui ☐ non ☐

-Notion de prise d'antibiotique : oui ☐ non ☐

-Femme enceinte : oui ☐ non ☐

-Présence d'une maladie sous-jacente : oui ☐ non ☐

-Présence de cas similaires dans l'entourage familiale : oui ☐ non ☐

-Présence d'animaux domestiques : oui ☐ non ☐

-Contact permanant avec l'eau : oui ☐ non ☐

-Contact permanant avec d'autres matériaux : oui ☐ non ☐

-Pratique d'un sport : oui ☐ non ☐

Si oui lequel ?

-Transpiration abondante : oui ☐ non ☐

-Examen direct :

-Culture :

ANNEXE 4

1. Réactifs

1.1. Bleu au lactophénol (bleu coton)

➤ Composition

Phénol	10 ml
Acide lactique	10 ml
Glycérine	20 g
Bleu de méthyle	0,25g
Eau distillée	10 ml

➤ Mode opératoire

Les produits doivent être dissous dans l'ordre indiqué et en agitant modérément à l'aide d'une baguette de verre. La dissolution du bleu de méthyle peut prendre un certain temps (laisser reposer 24 h puis agiter à nouveau). Il est impossible de filtrer le mélange, qui est trop épais. Si vous voulez filtrer, il faut effectuer cette opération avant d'introduire la glycérine dans la solution. Placer sur l'agitateur magnétique durant 2 à 6 heures. Conditionner dans un flacon en verre teinté muni d'un bouchon compte goutte.

1.2. La potasse (KOH) à 10 %.

Préparé dans un flacon de 100 ml avec de l'eau distillé (90 ml) et 10 gr de Hydroxyde de potassium (KOH) commercialisé sous formes de comprimés de 1 gr chacun.

2. MILIEUX DE CULTURE

2.1. Milieux d'isolement

❖ Formule gélosé de Saboraud glucose avec Chloramphenicol

Ingrédients en grammes pour un litre d'eau distillée

Peptone pepsique de viande	10,0
Glucose	20,0
Chloramphenicol	0,05
Agar agar bactériologique	15,0
pH milieu prêt à l'emploi à 25°C	:5,7± 0,2

Annexes

❖ Formule gélosé de Saboraud glucose avec Chloramphenicol et Actidione®

Ingrédients en grammes pour un litre d'eau distillée

Peptone de caséine	05,00
Peptone de viande	05,00
Glucose monohydraté	40,00
Chloramphenicol	00,50
Cycloheximide(actidione®)	00,50
Agar	15,00
pH final à 25 °C : 5,6 ± 0,2	



Milieu de Saboraud avec Chloramphenicol et Actidione® avant toute utilisation.

2.2. Milieux d'identification

❖ MILIEU LACTRIMEL DE BORELLI

-Ingrédients en grammes pour un litre d'eau distillée

Farine de blé	14
Lait écrémé en poudre	14
Agar	20
chloramphenicol	0,5
Cycloheximide	0,5
Miel pur	7

❖ MILIEU POMME DE TERRE-CAROTTE (PC) :

-Ingrédients en grammes pour un litre d'eau distillée

Pulpe de pommes de terre	20
Pulpe de carottes	20
Agar	20

Annexe 5

Microscope Motic Image

