



الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
RÉPUBLIQUE ALGÉRIENNE DÉMOCRATIQUE ET POPULAIRE

وزارة التعليم العالي و البحث العلمي
MINISTÈRE DE L'ENSEIGNEMENT SUPÉRIEUR ET DE LA RECHERCHE SCIENTIFIQUE



Université des Frères Mentouri Constantine 1
Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie

جامعة الإخوة منتوري قسنطينة
كلية علوم الطبيعة و الحياة

Département: Microbiologie

قسم الميكروبيولوجيا

Mémoire présenté en vue de l'obtention du Diplôme de Master

Domaine: Sciences de la Nature et de la Vie

Filière : Biotechnologie

Spécialité : Mycologie et Biotechnologie Fongique

Intitulé :

Les infections mycosiques diagnostiquées au sein de l'Etablissement Hospitalier Didouche Mourad

Présenté et soutenu par :

Le : 23/09/2021

BOUKELLAL Yahia
FEROUI Othmane Sami
MEZAHAI Haider

Jury d'évaluation:

Président du jury : M^{me} ALATOU Radia (Professeure - UFM Constantine 1).
Rapporteur : M^{me} MIHOUBI Ilhem (Professeure - UFM Constantine 1).
Examinatrice : M^{me} BENSERRADJ Ouafa (MCB - CU Abdelhafid Boussouf, Mila).

***Année universitaire
2020 – 2021***

Remerciements

Notre reconnaissance et nos remerciements vont en premier lieu à notre encadreur, Madame **MIHOUBI Ihem**, Professeure à l'Université des frères Mentouri Constantine 1, pour son professionnalisme, ses précieux conseils, sa disponibilité à tout moment et surtout sa patience pendant la rédaction de ce travail. Nous sommes infiniment ravis et honorés d'avoir fait notre mémoire sous sa direction.

Nous remercions les membres du jury qui ont accepté d'évaluer notre travail :

Madame **ALATOU Radia**, Professeure à l'Université des frères Mentouri Constantine 1, nous sommes très sensibles à l'honneur que vous nous avez fait en acceptant la présidence de notre jury de soutenance. Veuillez accepter, chère Présidente, l'assurance de notre estime et notre profond respect.

Madame **BENSERRADJ Ouafa**, Maître de Conférence B au Centre Universitaire Abdelhafid Boussouf de Mila, à qui nous exprimons toute notre estime et reconnaissance pour avoir accepté d'examiner notre travail et avoir fait l'honneur de siéger au jury de notre soutenance. Nos sincères remerciements madame.

Nous tenons également à remercier le Professeur **FENDRI Hichem Alaoua** Médecin chef au Laboratoire central de l'EH Didouche Mourad et Madame **BENLARIBI Imane Halima** pour leur accueil, leur gentillesse et leurs précieux conseils.

Nous remercions toutes les personnes qui ont contribué de près ou de loin à la réalisation de ce mémoire de Master.

Dédicaces

Je dédie ce modeste travail :

A mes très chers parents, pour leurs sacrifices, leur amour inestimable, leur soutien et toutes les valeurs qu'ils ont su m'inculquer. Vous êtes mes modèles dans la vie. Ce que je suis et ce que je fais je vous le dois. Je suis fier d'être votre fils. Que dieu vous prête santé et longue vie. Je vous aime.

A ma grand-mère (Jidda), pour sa tendresse, son amour, sa bienveillance et ses encouragements. Je suis fier d'être ton petit-fils. Sache que je pense à toi et que je t'aime.

A mes petits frères Raouf et Idris, sachez que vous faites mon bonheur, et que votre grand frère sera toujours là pour vous. Je vous souhaite beaucoup de bonheur et de succès dans l'avenir. Je vous aime.

A mes cousins et cousines, pour tous nos moments de complicité partagés. Je suis chanceux de vous avoir dans ma vie.

A la famille Oubira, que je considère comme ma deuxième famille. Pour leur soutien et leurs encouragements. Je vous aime.

A Sahar, ma meilleure amie, pour ses encouragements, ses conseils et sa gentillesse, je suis chanceux de t'avoir comme amie. Je te souhaite beaucoup de bonheur et de succès dans l'avenir.

A mes amis Naoufel, Chaouki, Bahaa, Chouaib et Mehdi, pour tous nos moments de complicité partagés. Je suis chanceux de vous avoir comme amis. Je vous souhaite beaucoup de succès dans l'avenir.

A mes camarades Yahia et Haider, pour ces 2 années passées à vos côtés qui resteront des souvenirs inoubliables. Je vous souhaite beaucoup de succès dans l'avenir.

SAMI...

Dédicaces

Je dédie ce mémoire à :

Ma mère MOUNIRA qui a tout sacrifié pour moi et à ma petite sœur FATMA, qui m'a comblé de son amour, qui m'a appris que les bonnes choses dans la vie n'arrivent pas facilement, qui m'a toujours soutenu et conseillé, pour toute son assistance et sa présence dans ma vie, reçois à travers ce travail aussi modeste soit-il, l'expression de mon éternelle gratitude.

Mon père, AHMED Allah yarhmou, à ce bel homme qui a toujours été et restera mon exemple et mon idole, tu resteras toujours dans mon cœur, je te remercie pour les valeurs nobles que tu m'as inculqué et pour ton éducation.

Mes frères et sœurs, tous mes amis sans exceptions venus du ciel, j'aurais besoin de toute une vie pour vous remercier et vous décrire combien je vous aime.

HAIDER...

Dédicaces

Je dédie ce mémoire de Master :

À mes chers parents,

BOUKELLAL Cherif et CHAABNA Mahbouba. Pour tout ce que vous m'avez inculqué et appris.

À mon père,

Pour sa présence et son exemple. Pour les sacrifices et l'amour inlassable que tu as consenti pour mon bien être, mon instruction et ma réussite. Merci pour ta confiance.

À ma mère

Pour la tendresse et l'amour que tu m'as apporté. Pour avoir toujours cru en moi. Ta présence et tes encouragements sont pour moi les piliers fondateurs de ce que je suis et de ce que je fais.

Que ce mémoire témoigne de mon respect et de mon grand amour pour vous.

À mon frère et ma sœur

Mustapha et Sara. Vous êtes les plus beaux cadeaux de ma vie. C'est grâce à vous que j'ai pu franchir ce trajet et accomplir ce travail.

Merci pour votre amour, vos conseils et votre soutien.

À toute ma grande famille tantes et oncles, cousins et cousines.

À tous mes chers amis de longue date,

À nos souvenirs, nos bonheurs et malheurs partagés, nos rires et larmes. Que notre amitié dure toujours.

À tout celles et ceux qui m'ont aidé à progresser, évoluer et m'ouvrir sur le monde. A tous merci surtout Samy et Haider.

YAHIA...

Abréviations

CHU : Centre Hospitalier Universitaire

ED: Examen Direct

G : Grossissement

KOH : L'hydroxyde de Potassium

LBA : Lavage Broncho-Alvéolaire

LCR : Liquide Céphalo-Rachidien

MALDI TOF: Matrix-Assisted Laser Desorption/Ionization Time-Of-Flight

MGG: May-Grünwald Giemsa

PCB : Pomme de terre-Carotte-Bile

PCR : Polymerase Chain Reaction

PDA : Pomme de terre- Dextrose- Agar

RAT: Riz, agar, tween 80

SC: Sabouraud-Chloramphénicol

SCA : Sabouraud-Chloramphénicol- Actidione

SIDA : Syndrome de l'Immuno Déficience Acquise

Sp : Espèce

Spp : Plusieurs espèces

TCC : Teigne du cuir chevelu

TF : Test de filamentation

Liste des figures

Figure 1: (a-b-c-d-e-f) Formes cliniques de mycoses superficielles	6
Figure 2: (a-b-c-d) : Formes cliniques de mycoses sous-cutanées	7
Figure 3: Origine des principaux dermatophytes	11
Figure 4: La répartition géographique de <i>T. concentrium</i> , <i>T. soudanense</i> , <i>T.</i>	12
Figure 5: La répartition géographique de <i>M.ferrugineum</i> et de <i>M.langeronii</i>	13
Figure 6: Aspect microscopique du genre <i>Microsporum</i>	14
Figure 7: Aspect microscopique du genre <i>Trichophyton</i>	14
Figure 8: Aspect microscopique du genre <i>Epidermophyton</i>	15
Figure 9: Eléments observés à l'examen microscopique (1, 3, 5 aspect du mycelium ;.....	16
Figure 10: Fructifications et modes de fructification de <i>Fusarium</i>	18
Figure 11: Intertrigo candidosique de la main.....	21
Figure 12: Candidose buccale, muguet	21
Figure 13: <i>Candida sp.</i> Aspect macroscopique des colonies de levure.....	23
Figure 14: aspect microscopique des levures	23
Figure 15: Lésion cutanée d'une cryptococcose disséminée.....	24
Figure 16 : <i>Cryptococcus neoformans</i> ,levure encapsulée	25
Figure 17: <i>Pytirisias versicolor</i> : lésions hyperpigmentées.....	25
Figure 18: <i>Malassezia furfur</i> , examen direct d'un « scotch test » cutané	26
Figure 19: Différents types de parasitisme pilaire par les dermatophytes	30
Figure 20: Organes caractéristique de dermatophytes.	35
Figure 21: Morphologie spécifique de l'espèce <i>Candida albicans</i>	36

Figure 22: Aspect clinique de lésions cutanées (Épidermophytie circinée).	42
Figure 23: Aspect clinique d'une Onychomycose	42
Figure 24: Aspect clinique d'une teigne du cuir chevelu	43
Figure 25: Répartition des cas investigués selon le sexe	47
Figure 26: Répartition de la population selon la tranche d'âge.....	48
Figure 27: Répartition des cas selon le type d'infection.....	49
Figure 28: répartition des cas selon le type de mycose superficielle	50
Figure 29: Répartition des cas selon le type d'échantillon	51
Figure 30: Répartition selon la positivité des cas	52
Figure 31: Répartition de la population selon l'agent pathogène.....	53
Figure 32: Répartition des cas selon l'espèce fongique isolée (dermatophytes).....	54
Figure 33: Répartition des cas selon l'espèce de levures isolées	55
Figure 34: Surface et verso de la colonie de <i>Trichophyton. rubrum</i>	56
Figure 35: Examen microscopique de <i>T. rubrum</i> (G X 40).....	56
Figure 36: Surface et verso d'une colonie de <i>Microsporum canis</i>	57
Figure 37: aspect microscopique de <i>M. canis</i> (GX40).....	57
Figure 38: Aspect macroscopique (Surface et verso) de <i>Trichophyton violaceum</i>	58
Figure 39: Aspect microscopique de <i>Trichophyton violaceum</i> (G X 40).....	59
Figure 40: Aspect macroscopique de <i>Candida albicans</i>	60
Figure 41: Examen microscopique de <i>C. albicans</i> (GX40).....	60
Figure 42: Aspect microscopique de la forme de résistance de <i>Candida albicans</i>	61
Figure 43: Aspects microscopique de <i>Candida albicans</i> après le test de chlamydosporulation (G x40).....	61
Figure 44: Aspect microscopique de <i>Malassezia sp.</i> (grappe de raisin) (G x40).....	62

Liste des tableaux

Tableau 1: Classification simplifiée des mycoses cutanées ou cutanéomuqueuses et de leurs principaux champignons.....	5
Tableau 2: Classification simplifiée des mycoses profondes ou disséminées et de leurs principaux Champignons responsables.....	9
Tableau 3: la différenciation des espèces les plus couramment rencontrées dans le laboratoire Clinique.....	19
Tableau 4: Principales espèces de levures pathogènes.....	20
Tableau 5: Les principales espèces du genre <i>Candida</i> et leurs manifestations cliniques.....	22
Tableau 6: Espèces de dermatophytes incriminés selon le type de parasitisme pilaire.....	31
Tableau 7: Description des résultats de l'examen direct pour divers champignons.....	32
Tableau 8: Types de prélèvement et conditionnement des différents échantillons.....	43
Tableau 9: Répartition de la population selon le sexe.....	47
Tableau 10: Répartition des cas selon la tranche d'âge.....	48
Tableau 11: Répartition des cas selon le type d'infection.....	49
Tableau 12: Répartition des cas selon le type de mycoses superficielles.....	50
Tableau 13: Répartition des cas selon le type de mycoses profondes.....	51
Tableau 14: Répartition des prélèvements selon la positivité des cas.....	52
Tableau 15: Répartition des cas selon l'agent pathogène.....	53
Tableau 16: Répartition des cas selon l'espèce fongique isolée (dermatophytes).....	54
Tableau 17: Répartition des cas selon l'espèce levurienne isolée.....	55

Table de matières

Liste des abréviations.....	i
Liste des figures.....	ii
Liste des tableaux.....	iii
Introduction.....	01

Partie bibliographique

Chapitre I : Généralités sur les mycoses

I.1. Généralités et définition des mycoses.....	03
I.2. Différents types de mycoses.....	03
I.2.1. Mycoses superficielles.....	03
I.2.2. Mycoses sous cutanées.....	07
I.2.3. Mycoses profondes.....	08

Chapitre II : Les champignons responsables des infections fongiques

II.1. Généralités.....	10
II.2. Différents types de champignons.....	10
II.2.1. Les Dermatophytes.....	11
II.2.1.1. Définition.....	11
II.2.1.2. Biologie et Structure.....	12
II.2.1.3. Répartition géographique.....	12
II.2.1.4. Classification des dermatophytes.....	13
II.2.1.4.1. Le genre <i>Microsporum</i>	13
II.2.1.4.2. Le genre <i>Trichophyton</i>	14
II.2.1.4.3. Genre <i>Epidermophyton</i>	15
II.2.1.5. Aspect en culture.....	15
II.2.1.5.1. Aspects macroscopiques.....	15
II.2.1.5.2. Aspects microscopiques.....	16
II.2.2. Les moisissures.....	17
II.2.2.1. Généralités.....	17
II.2.2.2. Les principales moisissures.....	17
II.2.2.2.1 <i>Fusarium sp</i>	17
II.2.2.2.2. <i>Aspergillus sp</i>	18
II.2.3 Les levures.....	20
II.2.3.1. Définition.....	20
II.2.3.2. Classification des levures pathogènes.....	20
II.2.3.2.1. Le genre <i>Candida</i>	21
II.2.3.2.1.1. Pathogénicité.....	22
II.2.3.2.1.2. Caractères culturels.....	23
II.2.3.2.1.3. Morphologie microscopique.....	23
II.2.3.2.2. Le genre <i>Cryptococcus</i>	24
II.2.3.2.2.1. Morphologie microscopique.....	24
II.2.3.2.3. Le genre <i>Malassezia</i>	25
II.2.3.2.3.1. Morphologie microscopique.....	26

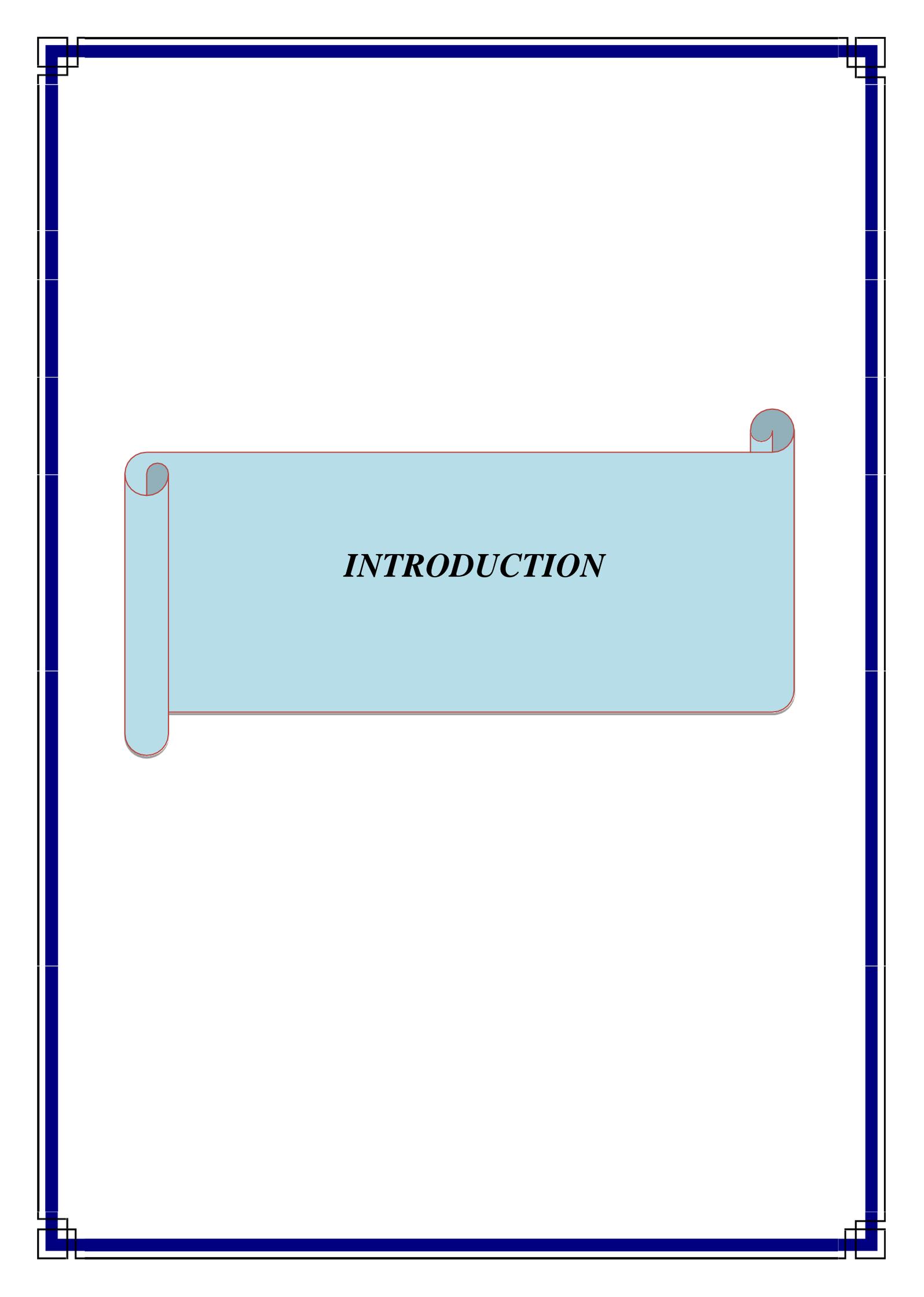
Chapitre III : Différents types de diagnostic des infections mycosiques

III.1. Diagnostic au laboratoire.....	27
III.1.1. Les différents types de prélèvements.....	27
III.1.1.1. Prélèvements superficiels.....	27
III.1.1.2. Les prélèvements profonds.....	28
III.1.2. Diagnostic direct.....	28
III.1.2.1. Examen microscopique direct.....	28
III.1.2.1.1. Résultats potentiels de l'examen direct.....	29
III.1.2.2. Culture.....	32

III.1.2.3. Identification	33
III.1.2.3.1. Cas des levures	35
III.1.2.3.2. <i>Malassezia sp</i>	37
III.1.3. Diagnostic indirect.....	37
III.1.3.1. Tests sérologiques.....	37
III.1.3.2. Biologie moléculaire.....	38

Partie pratique

Patients et méthodes	
I. Objectif.....	40
II. Cadre d'études.....	40
II.1. Type, période et lieu d'étude.....	40
II.2. Population investiguée.....	40
III. Méthodologie de l'étude	40
III.1. Recueil des donnés.....	40
III.2. Démarche du diagnostic mycologique.....	41
III.2.1. Prélèvements.....	41
III.2.1.1. Les lésions cutanées.....	41
III.2.1.1. Les onychomycoses.....	42
III.2.1.3. Les teignes du cuir chevelu	42
III.2.2. Examen direct.....	43
III.2.3. Mise en culture.....	44
III.2.4. Identification.....	45
Résultats et discussion	
I. Résultats globaux.....	47
I.1. Répartition selon le sexe.....	47
I.2. Répartition selon la tranche d'âge.....	48
I.3. Répartition selon le type d'infection.....	49
I.4. Répartition selon le type de mycoses superficielles.....	50
I.5. Répartition selon le type de mycoses profondes.....	51
I.6. Répartition selon la positivité des cas.....	52
I.7. Répartition selon l'agent pathogène.....	52
I.8. Répartition selon l'espèce fongique isolée.....	53
I.8.1. Les champignons filamenteux.....	54
I.8.2. Les levures.....	54
I.9. Identification classique des dermatophytes isolés.....	55
1.9.1. <i>Trichophyton rubrum</i>	56
1.9.2. <i>Microsporum canis</i>	57
1.9.3. <i>Trichophyton violaceum</i>	58
I.10. Identification classique des levures.....	59
I.10.1. <i>Candida albicans</i>	59
I.10.2. <i>Malassezia sp</i>	62
Conclusion et prévention	66
Références bibliographiques	68
Annexes	
Résumés	



INTRODUCTION

Les champignons intéressent la médecine à plus d'un titre. Le fait que certains grands champignons sont vénéneux est connu depuis les temps les plus anciens, le rôle des champignons microscopiques en pathologie est en revanche, de connaissance beaucoup plus récente (Ripert, 2013).

Au cours des deux dernières décennies, l'incidence des infections fongiques a augmenté de façon considérable. Le nombre de champignons incriminés en pathologie humaine est passé de moins d'une trentaine d'espèces dans les années 50 à plus de 400 aujourd'hui et ce chiffre ne cesse d'augmenter (Chebasse *et al.*, 2009).

Si les maladies et les traitements ont évolué, les champignons impliqués dans ces pathologies se sont, eux aussi diversifiés. On observe en effet l'émergence d'espèces auparavant inconnus du milieu médical, ainsi que la réémergence d'espèces au pouvoir pathogène établi mais qui sont responsables de nouvelles formes cliniques et le transfert d'espèces d'un pays à un autre est, essentiellement, lié à la migration (Chebasse *et al.*, 2009).

Certains champignons ne provoquent que des mycoses superficielles touchant la peau, les ongles et les cheveux tandis que d'autres pénètrent plus profondément et provoquent des atteintes sous-cutanées ou profondes (Bouchara *et al.*, 2009).

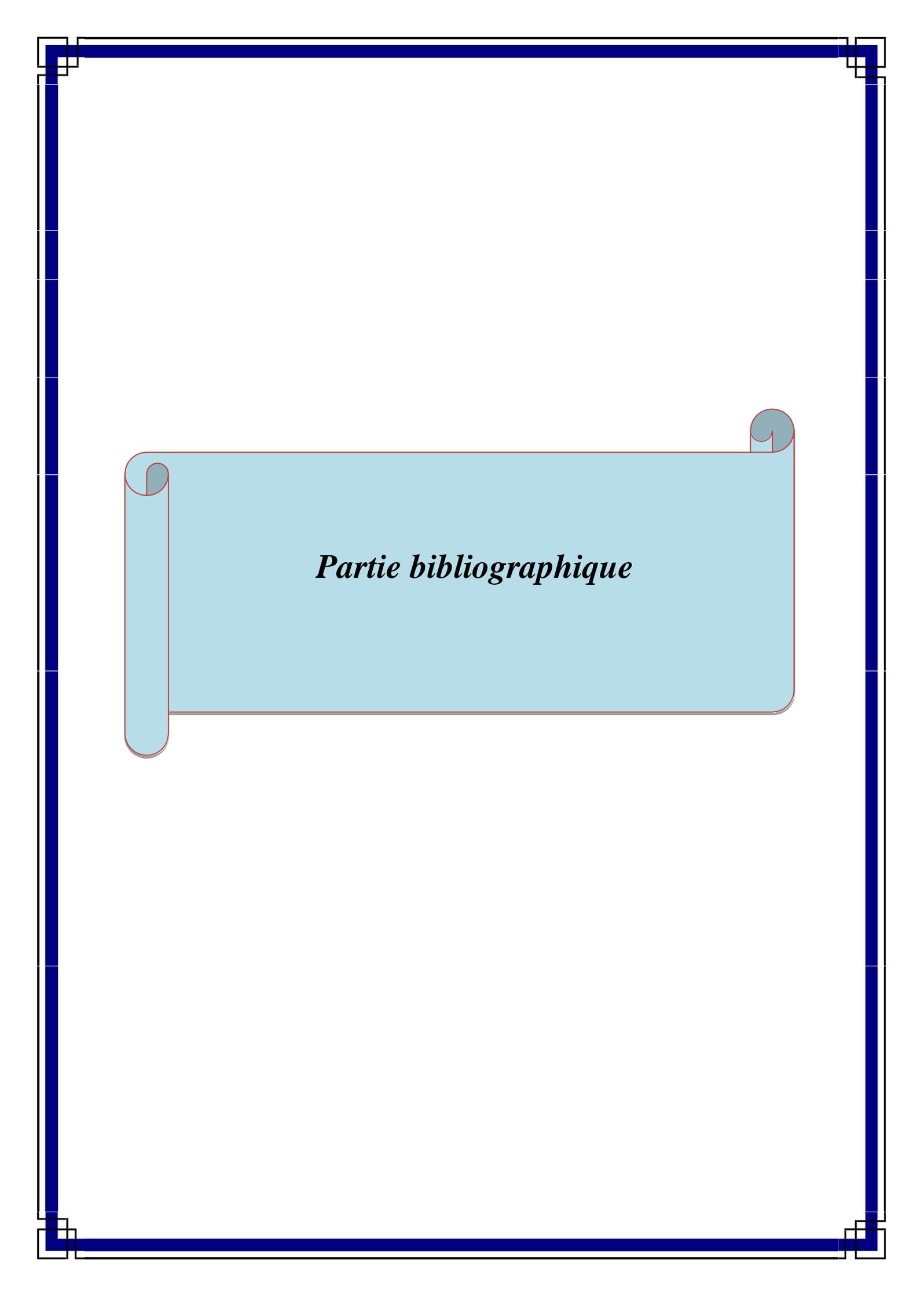
Les mycoses évoluent chez l'homme selon un mode chronique et volontiers récidivant, elles prennent des aspects cliniques très variés, dégageant l'importance du prélèvement mycologique et du diagnostic qui doivent être systématique avant la mise en œuvre du traitement (El Hassani, 2013).

Dans cette étude, nous nous sommes intéressés à mettre en exergue les différentes mycoses diagnostiquées à l'établissement hospitalier Didouche Mourad. Pour ce faire notre modeste travail s'articule autour de deux parties :

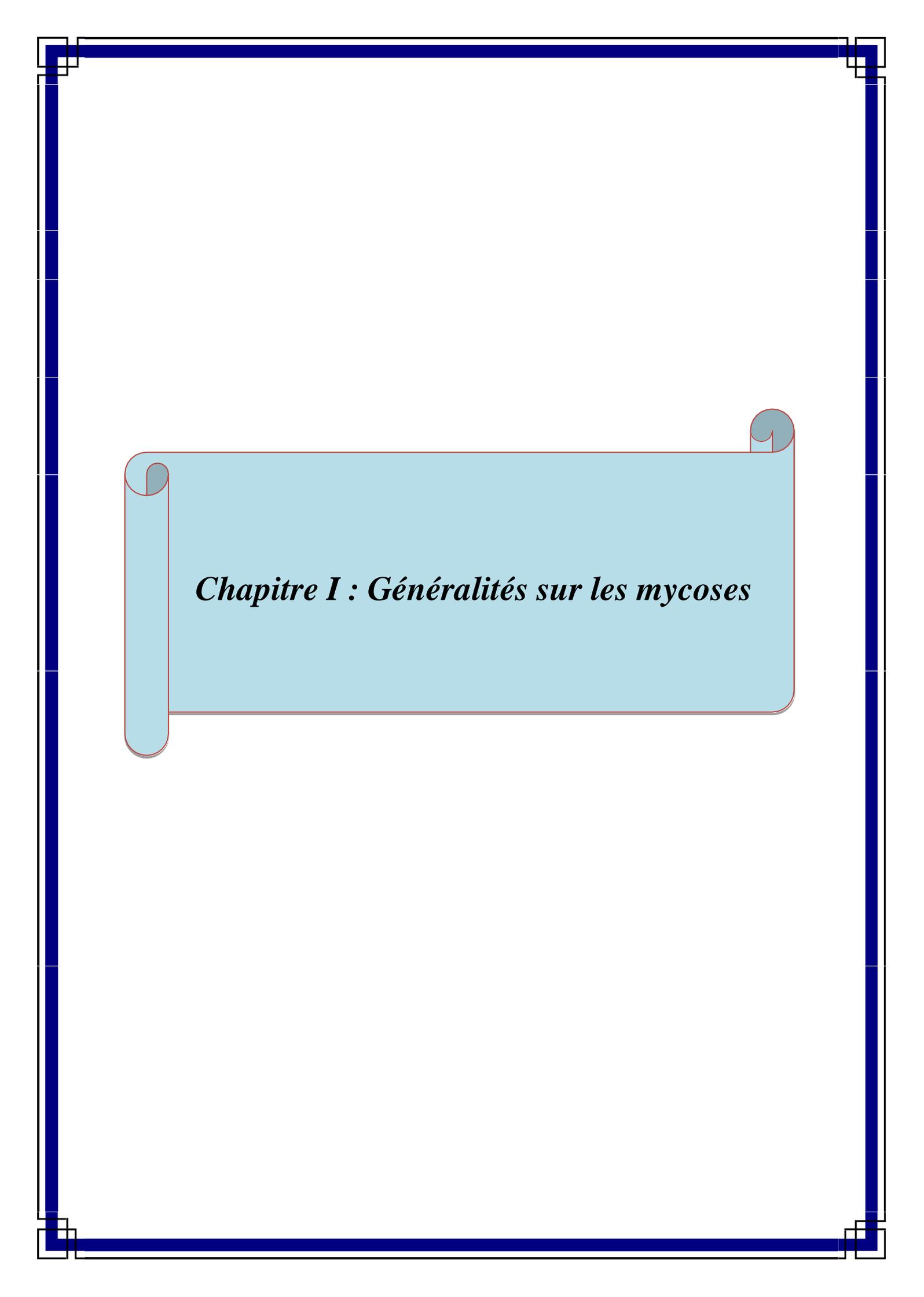
- La première partie consiste en une revue bibliographique sur les différents types de mycoses ainsi que leurs principaux agents pathogènes, leur épidémiologie, leurs aspects cliniques et les différentes techniques de diagnostic.

- La seconde partie est dédiée à la méthodologie suivie à travers laquelle toutes les manipulations effectuées seront décrites. Pour une meilleure exploitation, les résultats obtenus seront présentés sous forme de tableaux et de graphiques et discutés.

Enfin, ce travail sera clôturé par une brève conclusion en mettant le point surtout sur les moyens préventifs à adopter afin d'éviter ces infections opportunistes.



Partie bibliographique



Chapitre I : Généralités sur les mycoses

I.1. Généralités et définition des mycoses

Les mycoses sont des maladies provoquées par des champignons microscopiques dénommés mycètes (plus précisément micromycètes, par opposition aux macro-mycètes, champignons visibles dans l'environnement), susceptibles de vivre en parasite chez l'homme (ANOFEL, 2016).

Pour les dénominations de ces mycoses, le nom de l'infection fongique dérive habituellement du nom du champignon en lui ajoutant le suffixe -ose. Ainsi, la pathologie à *Candida* s'appelle candidose, à *Aspergillus* aspergillose, à *Alternaria*, alternariose, etc... Dans certains cas, devant l'augmentation du nombre d'espèces incriminées dans la pathologie fongique (moisissures de l'environnement), l'utilisation d'un terme regroupant des ensembles est aujourd'hui admise (par exemple, Zygomycoses : champignons à filaments non cloisonnés). Parfois, la dénomination de la mycose dérive du nom de la partie du corps atteinte. Ainsi, pour les mycoses de la peau ou du derme, on utilise la terminologie dermatomycose, pour l'ongle celle d'onychomycose, pour les lésions du conduit auditif celle d'otomycose, etc... (Chabasse *et al.*, 2013).

De même, le nom traditionnel de certaines mycoses est toujours d'actualité .ainsi on continue de nommer les mycoses des pieds à dermatophytes et/ou à *Candida* : les (pieds d'athlètes). Il en est de même pour le mot teigne, très largement usité, qui définit le parasitisme fongique des cheveux mais aussi de la barbe, de la moustache et des poils en général. La nomenclature des mycoses n'est donc pas homogène (ANOFEL, 2016).

I.2. Différents types de mycoses

Les mycoses sont l'ensemble des manifestations pathologiques provoquées par la présence d'un champignon dans l'organisme (ANOFEL, 2016). Selon la localisation, les mycoses peuvent être réparties en trois grands groupes :

- les mycoses superficielles.
- les mycoses sous cutanées.
- les mycoses profondes.

I.2.1. Mycoses superficielles

Les mycoses superficielles sont des infections dues à des champignons microscopiques se développant dans la couche cornée de l'épiderme et dans les structures kératinisées des cheveux, poils et des ongles (Contet-Audonneau et Schmutz, 2001). Elles occupent une place

importante en pathologie dermatologique (Benmezdad et Moulahem, 2013) et font partie des infections dermatologiques les plus fréquentes et sont d'évolution bénigne chez la majorité des patients.

Les champignons responsables de ces mycoses peuvent être des champignons filamenteux (Dermatophytes) ou des levures mais très rarement des moisissures. Plusieurs champignons filamenteux peuvent y être incriminés dont les dermatophytes et les levures sont essentiellement représentées par le genre *Candida*. D'autres levures sont également mises en cause, parmi lesquelles le genre *Trichosporon* et le genre *Malassezia* (Tableau 1) (Figure 1) (Contet-Audonnet et Schmutz, 2001).

Tableau 1: Classification simplifiée des mycoses cutanées ou cutanéomuqueuses et de leurs principaux champignons (ANOFEL, 2016).

Mycoses cosmopolites	
Dermatophyties (ou dermatophytoses)	
Teigne tondante à grandes plaques	<i>Microsporum canis</i> , <i>M. audouinii</i>
Teigne tondante à petites plaques	<i>Trichophyton soudanense</i> , <i>T. tonsurans</i> , <i>T. violaceum</i>
Teigne inflammatoire ou suppurée, kériens et sycosis, folliculites	<i>Trichophyton mentagrophytes</i> , <i>T. verrucosum</i>
Teigne favique	<i>Trichophyton schoenleinii</i>
Épidermophyties ou dermatophyties	<i>T. rubrum</i> , <i>T. mentagrophytes</i> , <i>T. verrucosum</i> , <i>M. canis</i>
Intertrigo (atteinte des plis) : principalement des pieds	<i>T. rubrum</i> , <i>T. interdigitale</i> , <i>Epidermophyton floccosum</i>
Onychomycose (atteinte des ongles) : des pieds	<i>T. rubrum</i> , <i>T. interdigitale</i>
Onychomycose des mains	<i>T. rubrum</i>
Kératodermie palmoplantaire	<i>T. rubrum</i>
Levures cutanées	
Intertrigo à <i>Candida</i>	<i>Candida albicans</i>
Onyxis et périonyxis à <i>Candida</i>	<i>C. albicans</i>
Pityriasis versicolor	<i>Malassezia</i> (<i>M. furfur</i> , autres <i>Malassezia</i>)
Dermite séborrhéique	<i>Malassezia</i> sp.
Pityriasis capitis	<i>Malassezia</i> sp.
Autres mycoses cutanées à champignons noirs, ou Dématiés	
Phaeohyphomycoses*	<i>Exophiala</i> sp. et autres dématiés*
Alternariose cutanée*	<i>Alternaria</i> *
Mycoses tropicales ou endémiques	
Chromoblastomycoses*	<i>Fonsecaea pedrosoi</i> *, <i>Fonsecaea compacta</i> *, <i>Cladophialophora carrionii</i> *, <i>Phialophora verrucosa</i> *
Mycétomes fongiques*	À grains noirs : <i>Madurella mycetomatis</i> *, <i>Leptosphaeria senegalensis</i> * À grains blancs : <i>Scedosporium apiospermum</i> *, <i>Fusarium</i> sp. *, <i>Aspergillus</i> sp.
Sporotrichose*	<i>Sporothrix schenckii</i> *
Zygomycoses tropicales : Basidiobolomycose* Conidiobolomycose*	<i>Basidiobolus ranarum</i> * <i>Conidiobolus coronatus</i> *

	
<p>a. Dermatophytose plantaire squameuse (Feuilhade de chauvin, 2011).</p>	<p>b. Dermatophytose de la peau glabre Bonnetblanc, 2008).</p>
	
<p>c. Dermatophytose palmaire (Bonnetblanc, 2008).</p>	<p>d. Leuconychie superficielle (Scrivener, 2011).</p>
	
<p>e. Teigne tondante microsporique (Drillon <i>et al.</i>, 2011).</p>	<p>f. Dermatophytose du bras : Placard circiné (Feuilhade de chauvin, 2011).</p>
<p align="center">Figure 1 : Formes cliniques de mycoses superficielles</p> <p>a. Dermatophytose plantaire squameuse (Feuilhade de chauvin, 2011). b. Dermatophytose de la peau glabre Bonnetblanc, 2008). c. Dermatophytose palmaire (Bonnetblanc, 2008). d. Leuconychie superficielle (Scrivener, 2011). e. Teigne tondante microsporique (Drillon <i>et al.</i>, 2011). f. Dermatophytose du bras : Placard circiné (Feuilhade de chauvin, 2011).</p>	

I.2.2. Mycoses sous cutanées

Sont des infections chroniques localisées dans la peau et les tissus sous-cutanées. Elles sont dues à des champignons présents dans le milieu extérieur, sol ou végétaux. Leur transmission se fait suite à l'inoculation transcutanée des pathogènes telluriques chez les sujets les plus souvent immunocompétents. Majoritairement tropicales, elles frappent des populations rurales. Elles comprennent les mycétomes fongiques (Figure 2) ou eumycétomes, les chromo-blastomycoses, et aussi de nombreux phaeohyphomycètes, ainsi que la sporotrichose appartenant aux champignons dimorphiques (Chabasse, 2011).

Il existe d'autres mycoses sous-cutanées spécifiquement tropicales beaucoup plus exceptionnelles a l'épidémiologie mal connue, comme lobomycose due à *Lacazia loboi* et endomophthoromycoses dont les principaux agents sont *Conidioblus coronatus* et *Badidioblus ranarum* (Figure 2) (Develoux, 2011).



I.2.3. Mycoses profondes

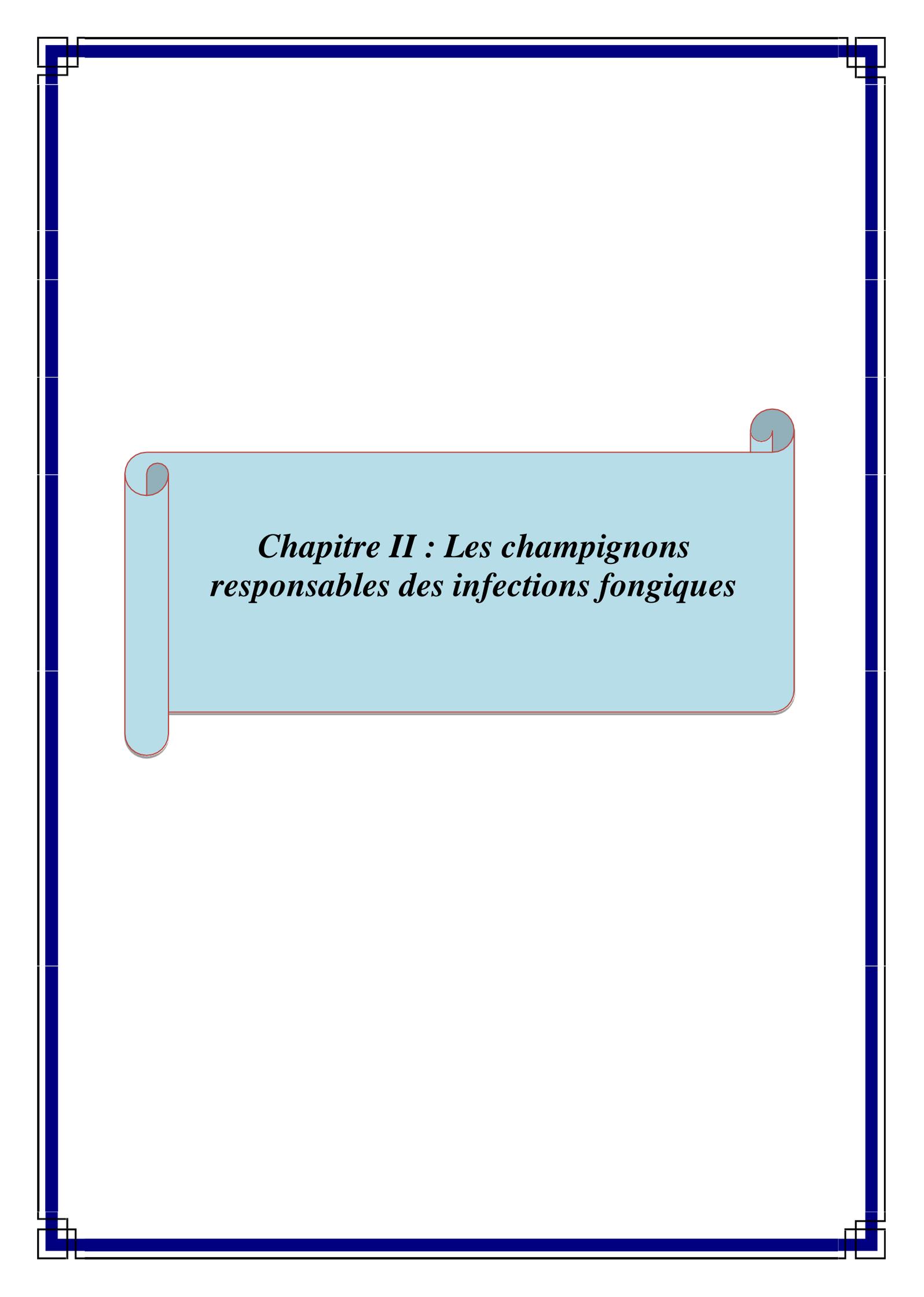
Les mycoses profondes ou systémiques (infections fongiques invasives), souvent sévères, présentent une symptomatologie clinique variée et non spécifique, ce sont des infections du corps. Elles peuvent être opportunistes ou dimorphiques, leur diagnostic repose sur un faisceau d'arguments épidémiologique, clinique, radiologique, histologique et biologique qui place le laboratoire de mycologie en première ligne dans la prise en charge des patient (Aoufi, 2005).

Les mycoses profondes occupent une place plus importante dans la pathologie infectieuse, on distingue deux catégories :

- Les mycoses cosmopolites opportunistes.
- Les mycoses exotiques rares (Tableau 2) (Aoufi, 2005).

Tableau 2 : Classification simplifiée des mycoses profondes ou disséminées et de leurs principaux Champignons responsables (ANOFEL, 2016).

Mycoses cosmopolites opportunistes	
Levuroses	
Candidoses	<i>Candida albicans</i> , autres <i>Candida</i> spp.
Cryptococcoses	<i>Cryptococcus neoformans</i> , autres cryptococoques
Trichosporonoses*	<i>Trichosporon</i> spp.*
Autres levuroses*	<i>Rhodotorula</i> spp.*, <i>Saccharomyces</i> spp.*
Mycoses à champignons filamenteux	
Mucormycoses	<i>Mucor</i> spp. <i>Rhizopus</i> spp., <i>Lichtheimia</i> spp., <i>Rhizomucor</i> spp.
Aspergilloses	<i>Aspergillus fumigatus</i> , <i>Aspergillus</i> spp.
Fusarioses	<i>Fusarium</i> spp.
Scédosporioses	<i>Scedosporium</i> spp.
Alternarioses et autres phaeohyphomycoses profondes	<i>Alternaria</i> spp.*, <i>Exophiala</i> spp.*, <i>Bipolaris</i> spp.*, <i>Aureobasidium</i> spp.*
Mycoses tropicales ou endémiques et/ou à champignons dimorphiques	
Histoplasmoses	<i>Histoplasma</i> var. <i>capsulatum</i> <i>Histoplasma</i> var. <i>duboisii</i>
Blastomycose*	<i>Blastomyces dermatitidis</i> *
Coccidioïdomycose*	<i>Coccidioides immitis</i> *
Paracoccidioïdomycose*	<i>Paracoccidioides brasiliensis</i> *
Pénicilliose	<i>Talaromyces marneffeii</i> (ex- <i>Penicillium marneffeii</i>)
Mycoses inclassables	
Pneumocystose	<i>Pneumocystis jirovecii</i>
Microsporidioses (traitées dans le chapitre 3 « Autres protozooses intestinales »)	<i>Enterocytozoon bieneusi</i> <i>Encephalitozoon intestinalis</i>



*Chapitre II : Les champignons
responsables des infections fongiques*

II.1. Généralités

Les mycètes, variable eucaryote, constituent un règne (Fungi) distinct des plantes et du règne animal. Les champignons assurent leur nutrition uniquement par absorption à partir du mycélium (réseau filament). Les micromycètes vivent le plus souvent en saprophytes dans le milieu extérieur à partir de substrats organiques en décomposition. Les mycètes vivent en commensaux chez l'homme sans occasionner de lésions (par exemple, *Candida spp.*). Ils vivent parfois en parasites, d'où le terme de mycoses pour désigner les lésions qu'ils occasionnent (ANOFEL, 2016).

Il existe plus de 3700 genres et 100000 espèces de champignons. On incrimine aujourd'hui quelques 400 espèces fongiques impliquées dans un processus pathologique chez l'homme ; elles ne dépassaient pas la vingtaine dans les années cinquante. Les raisons de cette augmentation sont en rapport avec les nouvelles pratiques médico-chirurgicales et de réanimation, les états de réceptivité de l'hôte, les thérapeutiques immunosuppressives, développement de la transplantation d'organes ou de tissus (greffes de moelle) ou encore la survenue de nouvelles pathologies immunosuppressives comme le sida (ANOFEL, 2016).

La notion de « champignons opportunistes » est née de ces situations où l'homme « plus vulnérable », devient « plus réceptif » à des espèces fongiques issues de l'environnement ou déjà présentes dans l'organisme « hôte », dont le pouvoir pathogène est quasi nul chez le sujet sain (Chabasse *et al.*, 2013).

Selon leur aspect morphologique, on distingue trois types de mycètes: filamenteux levuriformes et dimorphiques (Chabasse, 2011).

II.2. Différents types de champignons

En biologie médicale, trois groupes de micromycètes sont rencontrés :

- Champignons filamenteux dont les dermatophytes et les moisissures.
- Levures.
- Champignons dimorphiques (Valeix, 2016).

II.2.1. Les Dermatophytes

II .2.1.1. Définition

Ce sont des champignons microscopiques filamenteux à mycélium cloisonné, organismes eucaryotes, pourvus de noyaux avec une membrane nucléaire, chromosome et nucléoles. Ils sont hétérotrophes, immobiles, se nourrissent par adsorption de matières organiques et se reproduisent par l'intermédiaire de spores, ils possèdent une paroi résistante, faite de polysaccharide (kdada, 2012).

Les dermatophytes constituent un groupe adapté à la kératine humaine et animal, la peau, et les phanères (ongles, cheveux, poils) sont les sites privilégiés de ces champignons. Elles provoquent des infections dites les dermatophyties (Monode *et al*, 2014).

D'après leur origine, on distingue trois groupes :

- * **Des espèces anthropophiles** : issues exclusivement de l'homme. Leur transmission est interhumaine, elle peut être directe ou indirecte.
- * **Des espèces zoophiles** : issues de l'animal, elles sont transmises accidentellement à l'homme, soit par un contact direct ou indirect avec un animal infecté ou porteur sain.
- * **Des espèces telluriques ou géophiles** : qui se trouvent dans le sol, elles parasitent accidentellement l'homme à la suite d'un contact tellurique (Figure 3) (Chabasse *et al.*, 2004).

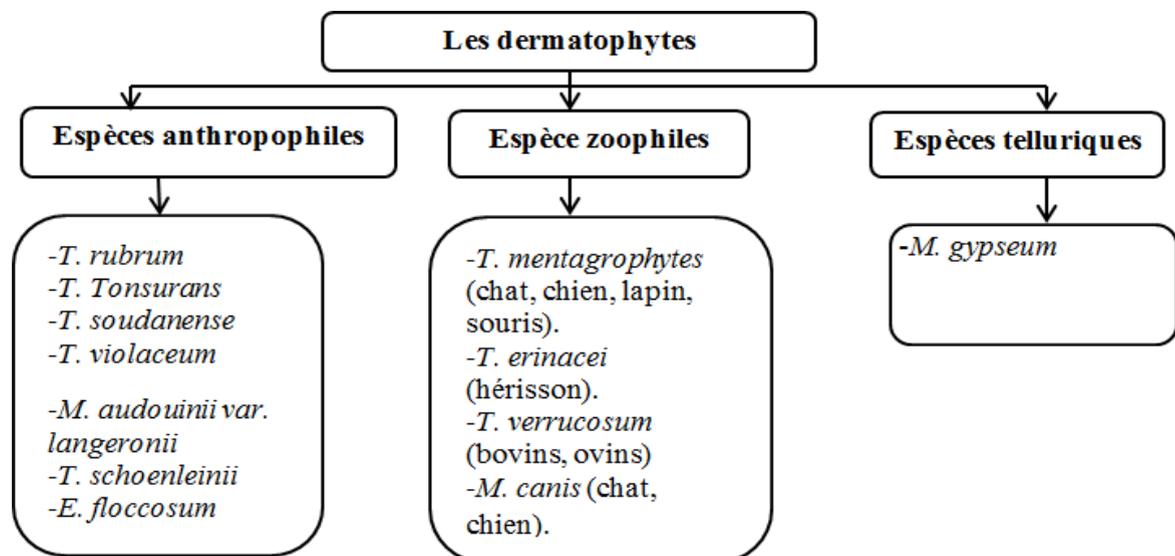


Figure 3: Origine des principaux dermatophytes (Chabasse *et al.*, 2004).

II .2.1.2. Biologie et Structure

Les dermatophytes sont des champignons filamenteux, entourés d'une paroi chitineuse et polysaccharidique (galactomannes). Ce sont des aérobies qui poussent à une température entre 25° C à 30° C et à un pH adéquat variant de 5 à 7. Ces microorganismes ont besoin d'eau, d'une source de carbone et d'une source d'azote pour se développer, certains d'entre eux nécessitent des vitamines (Ripert, 2013).

II.2.1.3. Répartition géographique

La majorité des dermatophytes sont cosmopolites (Figure 4), c'est-à-dire retrouvés dans tous les continents comme *E. floccosum*, *M. canis*, *M. gypseum*, *T. mentagrophytes*, d'autres restent localisés dans des zones spécifiques comme *M. ferrugineum* en Asie et en Afrique (Dieng *et al.*, 2000 ; Soussi *et al.*, 2007). *T. violaceum* en Afrique du Nord (Figure 5), *T. soudanense* en Afrique, *T. audouinii* en Afrique de l'Ouest et centrale, *T. concentricum* en Asie et l'Indonésie (Chabasse *et al.*, 1999).

Ces localisations peuvent être modifiées suite à de grands brassages de populations, à des progrès thérapeutiques et au développement des conditions d'hygiène par exemple *M. audouinii* et *T. tonsurans* sont devenus rares en France et *T. rubrum* a envahi le monde et *M. canis* très fréquent en Europe et au Maghreb où les animaux sont affectionnés (Beghin 1974 ; Bouchet *et al.*, 1986). À cause du flux migratoire et des pratiques professionnelles *T. tonsurans*, agent de teigne en Amérique, a provoqué en France des épidémies (Chabasse *et al.*, 2009). De même il s'est étendu au Japon puis à travers le monde via les compétitions et les différents sports (Esteve *et al.*, 2006 ; Poisson *et al.*, 2007 ; Shiraki *et al.*, 2009).

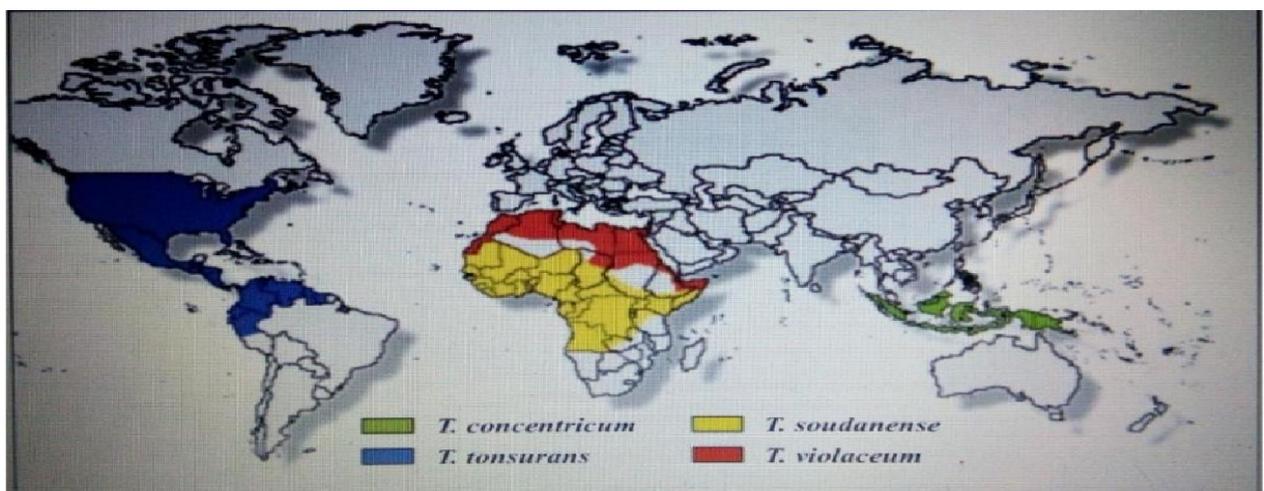


Figure 4 : La répartition géographique de *T. concentricum*, *T. soudanense*, *T. tonsurans*, *T. violaceum* (Chabasse *et al.*, 2004).

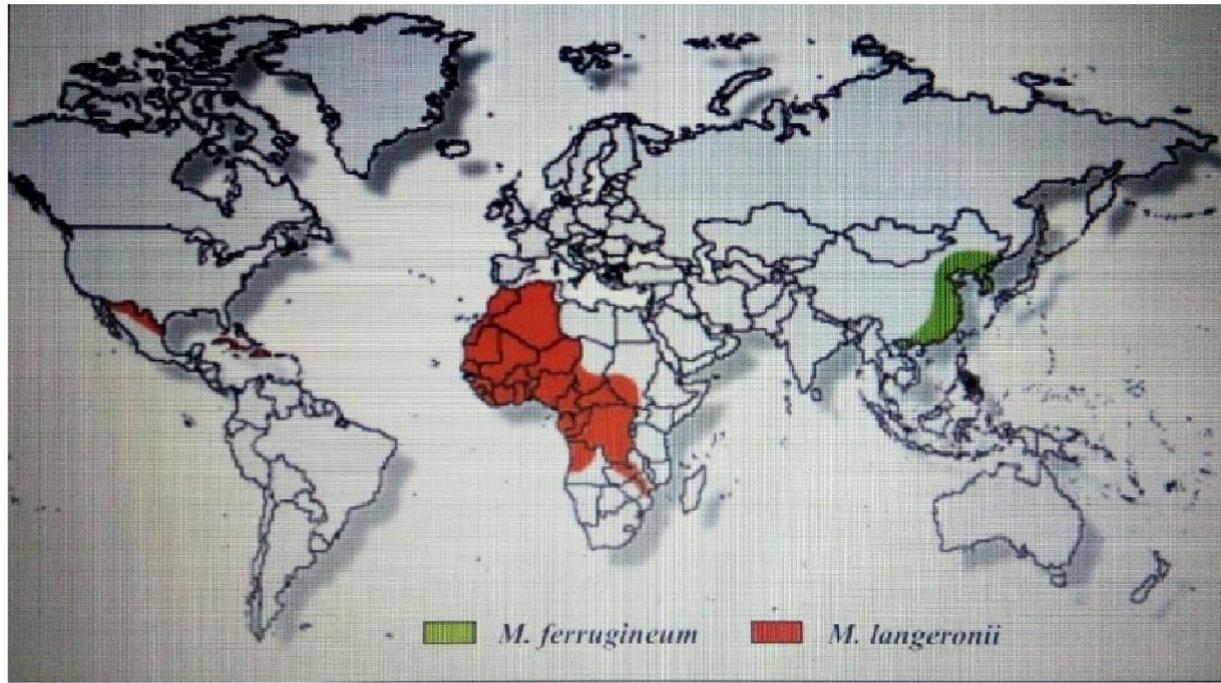


Figure 5 : La répartition géographique de *M.ferrugineum* et de *M.langeronii*

(Chabasse *et al.*, 2004).

II.2.1.4. Classification des dermatophytes

La classification actuelle des dermatophytes repose sur les modalités de la conidiogénèse qui aboutit à la formation des microconidies et des macroconidies. Ces deux types de spores, par leur morphologie et leur abondance, permettent la distinction de trois genres :

- *Microsporum*.
- *Trichophyton*.
- *Epidermophyton* (Chabasse, 2004).

II.2.1.4.1. Le genre *Microsporum*

Ce genre regroupe plusieurs espèces dont les plus fréquentes sont *M. Canis* qui affecte l'épiderme, les poils et plus rarement les ongles (Louaisils, 2008). Ce genre est caractérisé par la présence des macroconidies fusiformes à paroi épaisse et rugueuse, de grandes tailles (40 à 60 µm sur 8 à 20 µm) et aussi par des microconidies piriformes parfois rondes (figure 06). Il regroupe une dizaine d'espèces dont cinq peuvent être retrouvées en métropolitaine, et aussi retrouvées chez l'homme, elles attaquent la peau et les cheveux, et rarement les ongles : *M. canis*, *M. audouinii* var *langeroni*, *M. persicolor*, *M. gypseum* (Chabasse *et al.*, 2004).

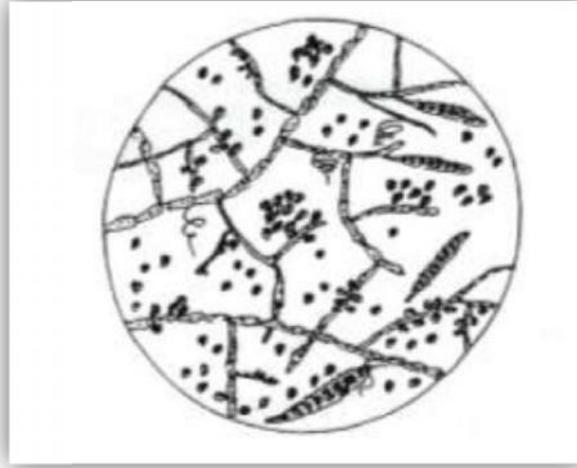


Figure 6: Aspect microscopique du genre *Microsporum* (Louaisie, 2014).

II.2.1.4.2. Le genre *Trichophyton*

On trouve dans ce genre plus de 20 espèces de dermatophytes parmi eux seuls une dizaine qui infectent la peau et les phanères de l'être humain. Dans ce genre, on peut détecter deux espèces les plus incriminées dans les onychomycoses : *T. rubrum* et *T. mentagrophytes* var *interdigitale* (Lange *et al*, 2006).

Les espèces classées dans ce genre sont : *T. rubrum*, *T. verrucosum*, *T. schoenleinii*, *T. violaceum*. Certaines produisent des spores d'autres des macroconidies à paroi septée mince et lisse de petite taille et aussi des microconidies rondes ou piriformes (Figure 7) (Delorme et Robert, 1997).

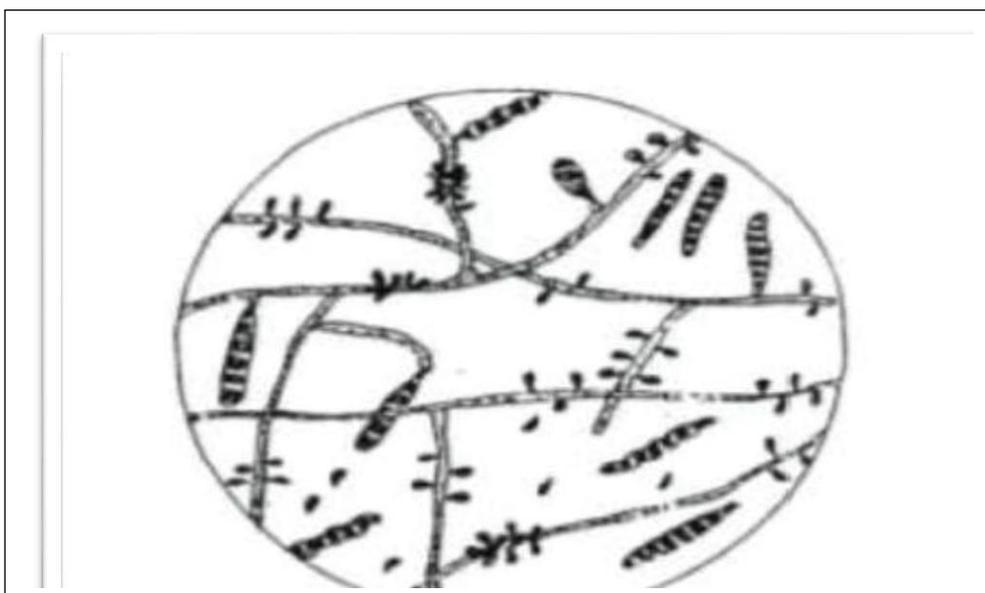


Figure 7: Aspect microscopique du genre *Trichophyton* (Louaisie, 2014).

II.2.1.4.3. Genre Epidermophyton

Le genre Epidermophyton qui ne comprend qu'une seule espèce, *Epidermophyton floccosum* qui est caractérisée par l'absence des microconidies et par la présence des macroconidies à paroi mince en forme de massue (Figure 8) (Chabasse *et al.*, 2002). Parasite de l'homme, ce genre est à l'origine des lésions de la peau et ne touche ni les cheveux ni les poils et attaque rarement les ongles (Delorme et Robert, 1997 ; Anofel, 1998).

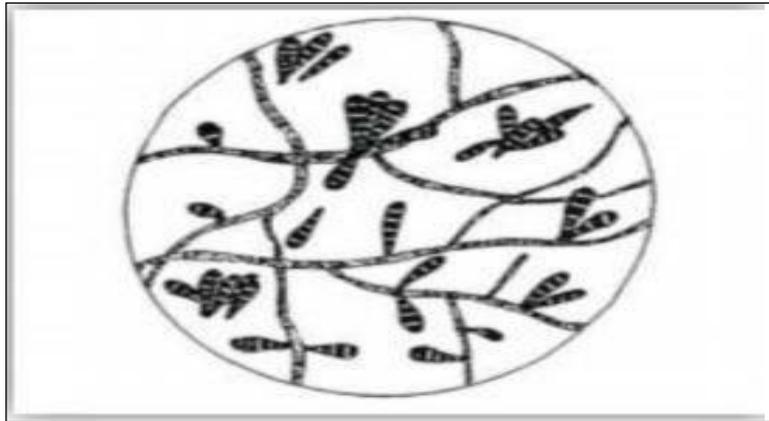


Figure 8 : Aspect microscopique du genre Epidermophyton
(Louaisie, 2014)

II.2.1.5. Aspect en culture

II.2.1.5.1. Aspects macroscopique

La première chose à prendre en considération après la mise en culture, est l'aspect macroscopique de la colonie, qui donne déjà un certain nombre de renseignements. Il faut regarder à la fois le recto et le verso de la boîte de culture.

- ❖ Le recto: la colonie peut être duveteuse, cotonneuse, glabre, poudreuse, les couleurs sont variables : souvent blanchâtre, parfois jaunâtre, chamoiseuse.
- ❖ Le verso: il est très souvent coloré. Les couleurs sont variables: jaune, orangé, pourpre acajou ou encore brun (Chermette et Busserias, 1993).

II.2.1.5.2. Aspects microscopiques

Les filaments mycéliens qui sont de 2 à 4 µm de diamètre, à paroi hyaline, cloisonnés en segments de 20 à 40 µm de long. Parfois, l'extrémité distale de chaque segment apparaît renflée. On observe aussi les ornementsations et des conidies (macro et microconidies) (Figure 9) (Moulinier, 2002).

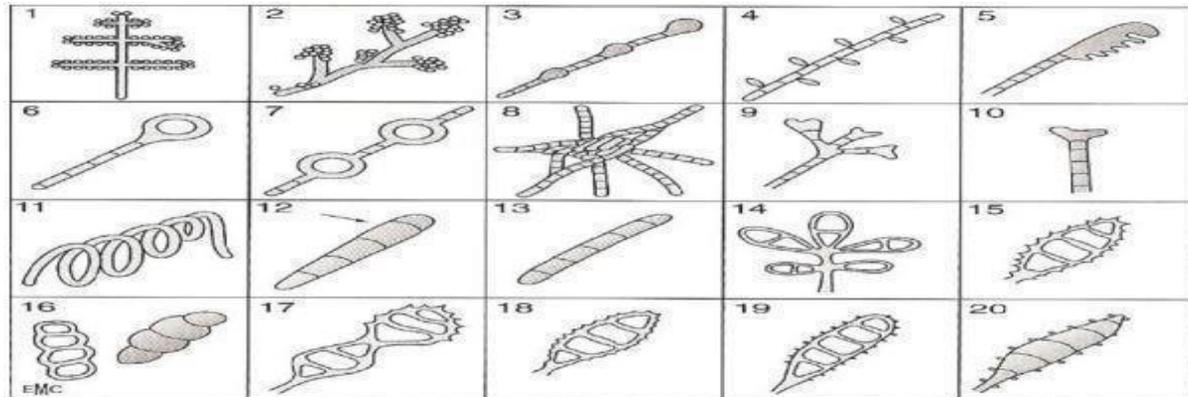


Figure 9 : Eléments observés à l'examen microscopique (1, 3, 5 aspect du mycelium ; 2, 4 microconidies ; 6, 7 chlamydospores ; 8, 9, 10, 11 organes d'ornementations ; 12, 13, 14, 15, 18, 19, 20 macroconidies) (Zagnoli *et al.*, 2003)

II.2.2. Les moisissures

II.2.2.1. Généralités

Les moisissures sont des champignons pluricellulaires microscopiques ubiquistes, à croissance filamenteuse, composées de milliers de variétés différentes. Elles sont rarement impliquées dans les mycoses superficielles, mais elles peuvent en revanche s'implanter sur une infection déjà existante et aggraver les symptômes. Les moisissures peuvent être responsables de l'onychomycose à part entière ou être associées à un dermatophyte ou à une levure. Les principaux genres impliqués sont *Aspergillus* sp., *Fusarium* sp. (Nelly Contet-Audonneau, 2001).

II.2.2.2. Les principales moisissures

II.2.2.2.1 *Fusarium* sp.

Fusarium sp. est un champignon saprophyte du sol qui peut entraîner sous certains facteurs locaux (un traumatisme, un herpès ou une brûlure) des mycoses superficielles qui sont dominées par les onychomycoses et par les kératites.

La lésion cutanée débute par une papule érythémateuse plus ou moins douloureuse, qui évolue vers la nécrose et l'ulcération (Anane *et al.*, 2009).

Le mycélium aérien de *Fusarium* sp. est parfois cotonneux, les colonies présentent souvent des couleurs vives, au recto et au verso de la gélose, avec parfois des pigments diffusibles.

Les couleurs varient avec l'espèce et le milieu de culture, les tons blanchâtres à jaunes, roses, rouges ou pourpres sont les plus fréquemment rencontrés (Summere *et al.*, 2003). L'identification phénotypique est basée sur l'observation des spores de *Fusarium*. Quatre types peuvent être observés : microconidies, macroconidies, mésoconidies (encore nommée blastoconidies) ou chlamydospores (Figure 10). Certaines espèces produisent les quatre types de structure, d'autres non (Lavarde et Hennequin).

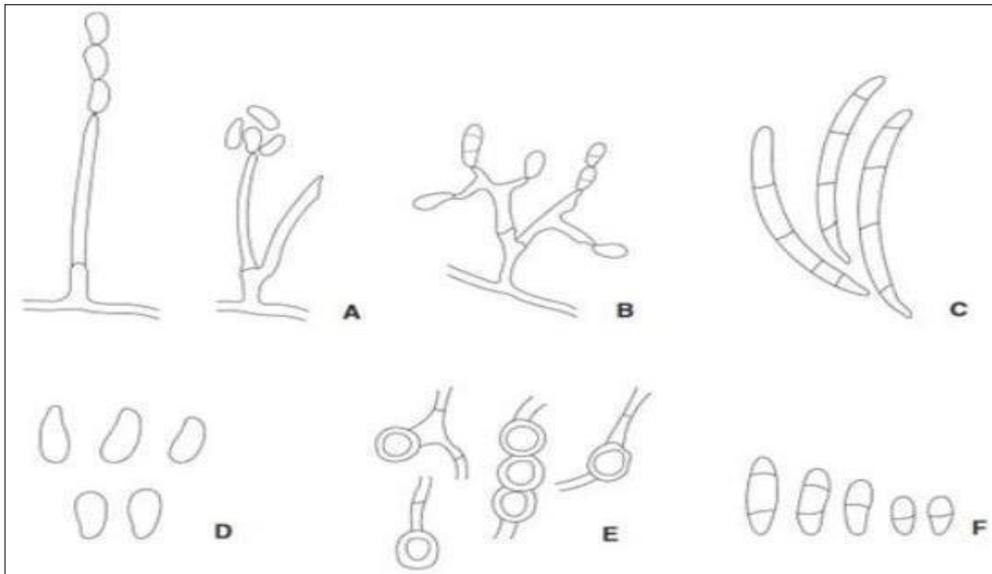


Figure 10: Fructifications et modes de fructification de *Fusarium*

(A : Monophialide, B : Polyphialides ,C : Macroconidie, D : Microconidies,E: Chlamydospores, F : Mésconidie) (Lavarde et Hennequin).

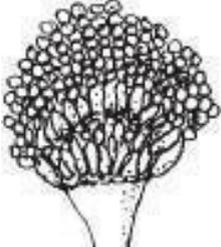
II.2.2.2.2. *Aspergillus sp.*

Les *Aspergillus* sont des champignons filamenteux imparfaits, cosmopolites, très répandus dans le milieu extérieur et ubiquitaires dans la nature. On les rencontre aussi bien dans le milieu rural qu'en milieu urbain (Elmrini, 2008). On connaît environ 180 espèces d'*Aspergillus*, mais moins d'un quart d'entre elles sont à l'origine de maladies humaines connues (Walsh *et al.*, 2018)

Le genre *Aspergillus* constitue 1% à 7% des champignons environnementaux dont les spores sont transportées par l'air et ensuite inhalées. Complètement inoffensif pour la plupart des gens, cependant, il peut provoquer différentes formes de mycoses chez certains individus. Ce genre est le plus courant pour infecter divers sites chez les patients immunodéprimés dont la résistance est diminuée. La forme la plus courante d'aspergillose est la lésion pulmonaire (Walsh *et al.*, 2018).

Ces moisissures sont également à l'origine de diverses mycoses superficielles, telles que les otomycoses, les kératites, les onyxis et les atteintes cutanées. *Aspergillus niger* est l'agent le plus fréquemment rencontré (Elmrini, 2008). Généralement rapide, mature en 3 jours ; certaines espèces ont une croissance plus lente. La surface est d'abord blanche, puis de toutes les nuances de vert, jaune, orange, marron ou noir, selon l'espèce. La texture est veloutée ou cotonneuse. Le revers est généralement blanc, doré ou brun (Walsh *et al.*, 2018) (Tableau 3).

Tableau 3 : la différenciation des espèces les plus couramment rencontrées dans le laboratoire clinique (Walsh *et al.*, 2018).

Espèces	Pathogénicité	Morphologie macroscopique	Morphologie microscopique des conidiophores	Morphologie microscopiques phialides	Illustration de la morphologie microscopique
<i>A. flavus</i>	Impliqué dans les infections pulmonaires, systémiques, des sinus, des oreilles et autres ; produit des aflatoxines.	Velouté; jaune à vert ou brun. Revers doré à rouge-brun.	Moyen (400- 800µm) Rugueux; piqué; épineux.	Uniseriées et bisériées ; couvrent toute la vésicule ; pointent dans toutes les directions.	
<i>A. fumigatus</i>	Cause la plus fréquente d'aspergillose invasive disséminée ; agent fréquent de la sinusite.	Velouté ou poudreux ; d'abord blanc, puis virant au vert foncé à gris. Revers blanc à havane	Court (<300 µm) Lisse	Uniseriate ; généralement seulement sur les deux tiers supérieurs de la vésicule, parallèle à l'axe du conidiophore.	
<i>A. niger</i>	Le plus souvent dans les infections de l'oreille ; fréquemment dans les aspergillomes ; rarement disséminé.	Coton profond ; d'abord blanc à jaune, puis virant au noir. Revers blanc à jaune	Longue (400- 3000µm) Lisse	Biseriate ; couvre toute la vésicule ; forme une tête "rayonnée".	
<i>A. versicolor</i>	Intervient d'une façon occasionnelle dans les infections pulmonaires Ou autres.	Velouté; d'abord blanc, puis jaune, orange, feu, vert ou parfois rosé. Revers blanc; peut-être jaune, orange ou rouge.	Moyen (200- 500µm) Lisse	Biseriate ; vaguement rayonné ; couvre la plupart de la vésicule (des cellules de Hülle peuvent être présentes).	

II.2.3. Les levures

II.2.3.1 Définition

Les levures sont des champignons microscopiques, unicellulaires se multipliant par bourgeonnement (blastospores) et produisent parfois du pseudomycélium ou même du vrai filament mycélien (Chabasse et *al.*, 2010). Leur aspect classique est une levure de forme ronde ou ovalaire de petite taille (généralement pas plus de 10µm) avec ou sans mycélium/pseudomycélium (ANOFEL, 2016). Il s'agit d'organismes hétérotrophes ; qui ne peuvent se développer qu'en présence de matières organiques (Bouchara et *al.*; 2002).

II.2.3.2. Classification des levures pathogènes

Elles sont représentées essentiellement par les genres *Candida*, mais il y a aussi *Cryptococcus* et *Malassezia* (tableau 04) (Chevrant-Breton et *al.*; 2007).

Tableau 4 : Principales espèces de levures pathogènes (Chabasse, 2003)

Genre	Espèces	Distribution géographique
<i>Candida</i>	<i>C.albicans</i>	Cosmopolite
	<i>C.parapsilosis</i>	Cosmopolite
	<i>C.glabrata</i>	Cosmopolite
	<i>C.guilliermondi</i>	Cosmopolite
	<i>C.kefyr</i>	Cosmopolite surtout pays tropicaux
	<i>C.brumpti</i>	Prédomine en Europe
<i>Cryptococcus</i>	<i>Cryptococcus neoformans</i>	Cosmopolite
<i>Pityrosporum</i> ou <i>Malassezia</i>	<i>Pityrosporum orbiculare</i>	Cosmopolite
	<i>Pityrosporum ovale</i>	Cosmopolite
<i>Rhodotorula</i>	<i>Rhodotorula rubra</i>	Cosmopolite

II.2.3.2.1. Le genre *Candida*

Les *Candida* sont des levures commensales, micro-organisme endogènes ou exogènes, dont le pouvoir pathogène ne s'exprime qu'en présence de facteur favorisant locaux ou généraux (ANOFEL, 2014). Ils sont affiliés à la classe des saccharomycètes (Barnett *et al.*, 2000). Le genre compte un peu moins de 200 espèces et regroupe des levures non pigmentées, non capsulées, à bourgeonnement multilatéral, productrices (Par exemple *C.albicans*) ou non (Par exemple *C.glabrata*). Une vingtaine d'espèces peut être à l'origine des manifestations pathologiques (Figures 11 et 12) (Chabasse *et al.*, 2010).



Figure 11 : Intertrigo candidosique de la main (N.Kah, 2011)



Figure 12: Candidose buccale, muguet (ANOFEL, 2014).

II.2.3.2.1.1. Pathogénicité

Les infections à *Candida* sont appelées candidoses. Ce genre regroupe de nombreuses espèces dont la plus courante est *C. albicans*. Cette espèce est une levure commensale des muqueuses digestives et génitales et n'est jamais présente sur la peau saine. Dans certaines situations, *C. albicans* devient pathogène (passage de sa forme commensale à sa forme parasitaire) et provoque des lésions cutanéomuqueuses (Chabasse et Caumes, 2003).

Plusieurs espèces de *Candida* se rencontrent chez l'homme, parmi lesquelles *C. tropicalis*, *C. krusei*, *C. parapsilosis*, *C. guilliermondii*, *C. kefyr*, *C. lusitaniae*, *C. glabrata*. Les espèces les plus agressives sont *C. albicans*, *C. tropicalis* et *C. glabrata* (Tableau 5) (Taied *et al.*, 2011).

Tableau 5: Les principales espèces du genre *Candida* et leurs manifestations cliniques (Clere, 2011 ; Cribier et Richard-lallemand, 2007).

Espèce	Fréquence	Etatsaprophyte	Manifestations cliniques
<i>C. albicans</i>	+++	Tube digestif	Candidoses, cutanéomuqueuses, digestives ou systémiques
<i>C. glabrata</i>	++	Tube digestif, voies génito-urinaires	Vaginites, candidoses urinaires
<i>C. parapsilosis</i>	++	Peau	Candidémies, infections sur cathéter
<i>C. tropicalis</i>	++	Sol, végétaux, eau	Vaginites, candidoses systémiques
<i>C. krusei</i>	++	Produits laitiers, bière	Vaginites, candidémies
<i>C. dubliniensis</i>	+	Cavité buccale	Candidoses orales chez les patients infectés par le virus de l'immuno déficience humaine, candidémies.
<i>C. guilliermondii</i>	+	Produits alimentaires	Endocardites, candidoses systémiques
<i>C. zeylanoides</i>	+	Aliments	Candidémies

II.2.3.2.1.2 Caractères cultureux

Les colonies de levures sont blanc crème. Les champignons de type candida poussent à 37°C en 48h heures environ. Les levures du genre Candida croissent sur de nombreux milieux (par exemple le milieu Sabouraud ou bien RAT). Il est difficile de donner l'ensemble des particularités des différents Candida (Figure 13) (Vaubour, 2007 ; Datry et Sehrine, 2010).



Figure 13 : Candida sp. Aspect macroscopique des colonies de levure en culture (Walsh *et al.*, 2018).

II.2.3.2.1.3. Morphologie microscopique

Les levures candida apparaissent sous forme arrondie ou ovalaires, de 4 μm à 8 μm de diamètre, éventuellement bourgeonnantes (Figure 14) (ANOFEL, 2014).

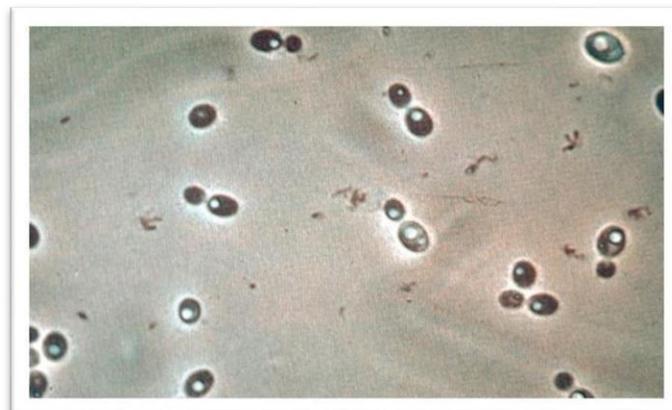


Figure 14 : aspect microscopique des levures candida (ANOFEL, 2014).

II.2.3.2.2. Le genre *Cryptococcus*

Cryptococcus neoformans est l'espèce la plus fréquente en pathologie humaine. Il s'agit d'une levure saprophyte du milieu extérieur, elle a chez l'homme un comportement opportuniste.

La cryptococcose est une mycose cosmopolite due à une levure capsulée du genre *Cryptococcus*. Elle peut survenir chez tous les patients immunodéprimés (hémopathies sévères, sarcoïdose, greffes d'organes...), mais c'est dans le cadre du sida qu'elle est la plus fréquemment rencontrée (Figure 15) (Rousseau *et al.*, 2005).



Figure 15 : Lésion cutanée d'une cryptococcose disséminée au cours de l'infection par le VIH (Anofel, 2014).

II.2.3.2.2.1 Morphologie microscopique

La forme parasite de *Cryptococcus neoformans* est une levure ronde 3 μm à 8 μm de diamètre, entourée d'une capsule muco-polysaccharidique, sans mycélium. Le test à l'encre de Chine met en évidence, en négatif, la capsule spécifique du genre *Cryptococcus* (Figure 16) (ANOFEL, 2016).

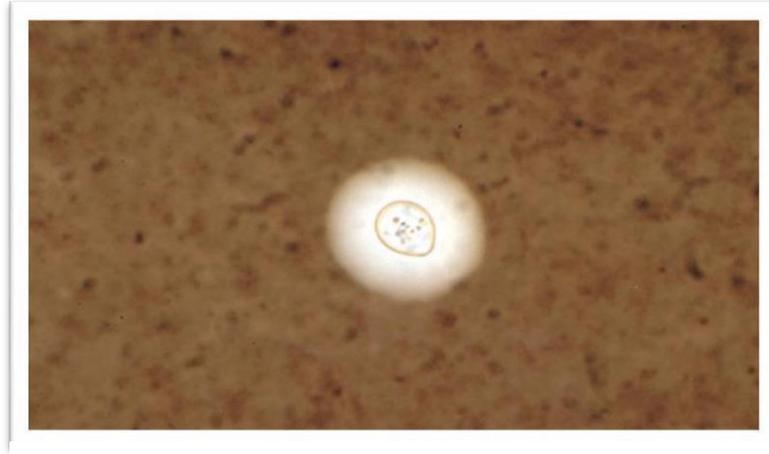


Figure 16 : *Cryptococcus neoformans*, levure encapsulée (ANOFEL, 2014)

II.2.3.2.3. Le genre *Malassezia*

Les levures du genre *Malassezia* sont des levures d'actualité ayant connu, dans cette dernière décennie, une évolution taxonomique importante et un intérêt accru en pathologie humaine et animale. La taxonomie du genre *Malassezia* a été l'objet d'une grande controverse depuis la première description de *M. furfur* comme espèce représentative du genre (Ben Salahet *al.* 2010). *Malassezia furfur*, est la principale espèce responsable du *Pityriasis versicolor* (Figure 17).



Figure 17 : *Pityriasis versicolor* : lésions hyperpigmentées (Kah, 2011).

II.2.3.2.3. Morphologie microscopique

Dans le *Pityriasis versicolor*, due à *Malassezia furfur* on visualise au microscope des grappes de levures rondes à paroi épaisse (2 μm à 6 μm de diamètre), associées à des filaments courts (Figure 18) (ANOFEL, 2016).

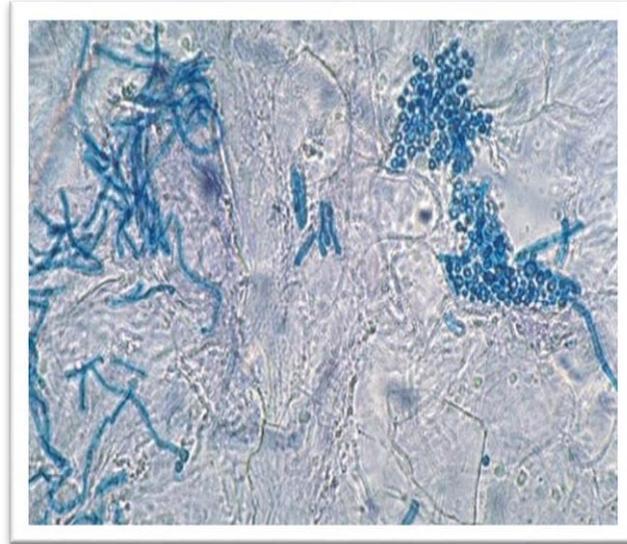
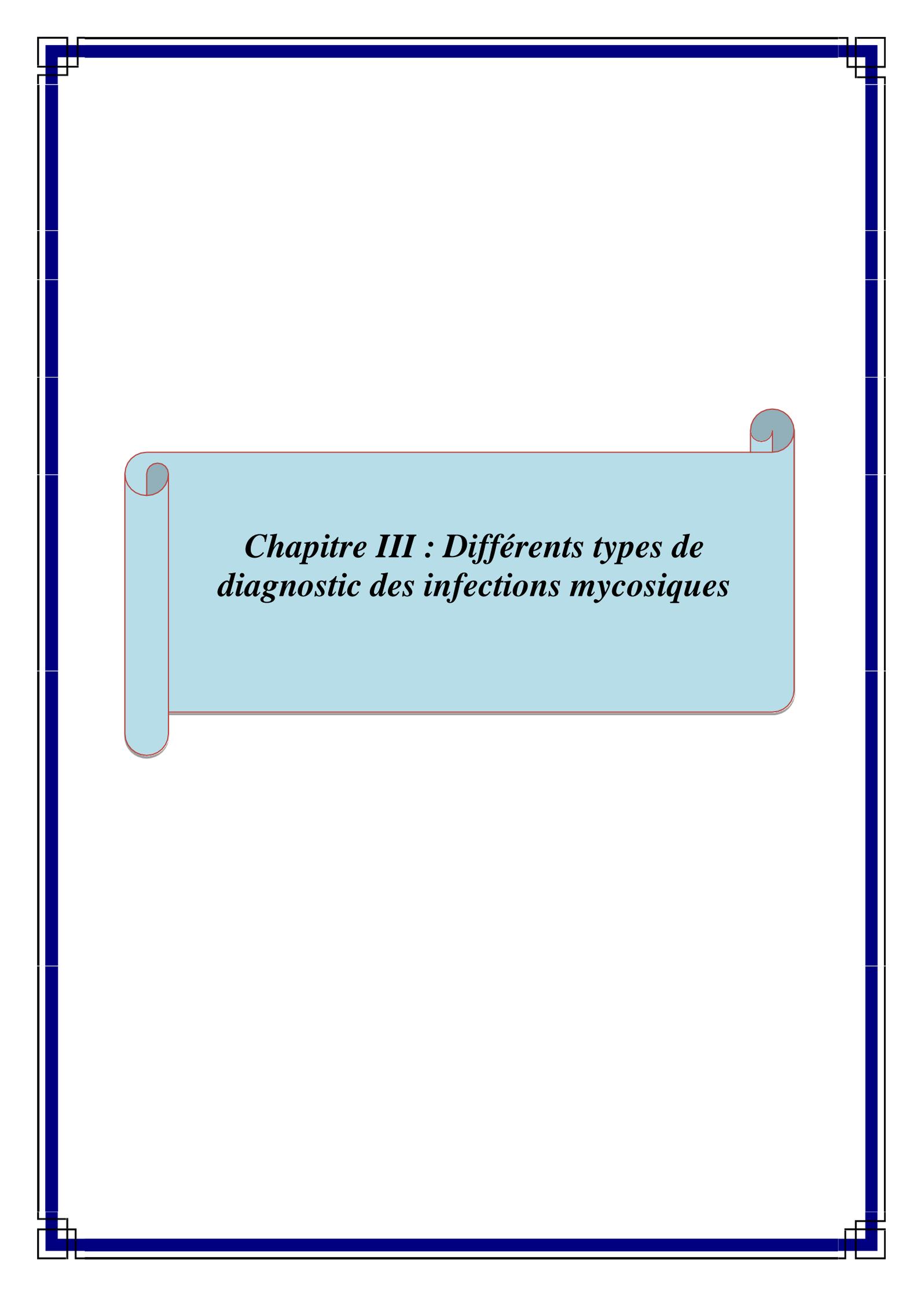


Figure 18 : *Malassezia furfur*, examen direct d'un « scotch test » cutané (ANOFEL, 2016).



***Chapitre III : Différents types de
diagnostic des infections mycosiques***

III.1. Diagnostic au laboratoire

Le processus de diagnostic mycologique d'une mycose comprend les étapes séquentielles suivantes :

- ❖ Le prélèvement.
- ❖ L'examen direct.
- ❖ La mise en culture.
- ❖ L'interprétation des résultats (Chabasse *et* Pihet, 2008).

III.1.1. Les différents types de prélèvements

Il s'agit d'une étape primordiale du diagnostic mycologique. La qualité du geste de prélèvement et la quantité d'échantillons biologiques prélevés dépendent du succès de toutes les techniques ultérieures. Le préleveur doit être familiarisé avec la symptomatologie clinique de la mycose (Ripert, 2013).

Le diagnostic repose également sur le fait d'interroger le patient pour clarifier l'historique de la lésion, la date d'apparition et l'évolution de la maladie. Il est nécessaire de trouver d'autres emplacements pour préciser le contexte épidémiologique (profession exposée, notion de voyage, contamination par les animaux familier..) (Chabasse *et* Pihet, 2008).

III.1.1.1. Prélèvements superficiels

❖ Atteintes de la peau et des phanères

La technique du prélèvement dépend de la symptomatologie des lésions: cibler l'endroit où le champignon est actif pour le prélèvement, c'est-à-dire dans le niveau du front d'invasion fongique, à la jonction de la partie saine et de la partie malade de la lésion. Les cheveux, les squames et les croûtes seront collectés dans un récipient en verre stérile (Bertholm , 2011).

❖ Les onyxis

L'extrémité distale de l'ongle affecté et la partie malade doivent être coupée avec un coupe-ongles, puis grattez et déplacez vers le bord de la partie saine. Dans le cas de la leuconychie, il est nécessaire de gratter l'ongle à sa surface. Enfin, dans la dystrophie unguéale, il faut éliminer les fragments situées à la surface pouvant être contaminée par des moisissures avant le retrait de certains fragments d'ongles disponibles (Clere , 2011).

❖ Les lésions cutanées

Les lésions sont grattées à leur périphérie en utilisant un grattoir de Vidal ou une curette, en s'attardant sur les bourrelets inflammatoires quand ceux-ci sont présents. Le prélèvement mycologique d'un *Pytirisias versicolor* se fait par la technique du scotch test : un cellophane adhésive transparente est appliqué sur les lésions puis collée sur une lame et examiné au microscope (Feuilhade De Chauvin, 2011).

❖ Les teignes du cuir chevelu

L'examen sous lampe à UV (lampe de Wood) du cuir chevelu permet d'observer des cheveux fluorescents : en cas de teigne microsporique (fluorescence vert clair) ou favique (fluorescence vert foncé), les teignes trichophytiques et suppurées (kérions) n'amènent pas à une fluorescence. Les cheveux suspects sont prélevés (fluorescents) à l'aide d'une pince à épiler ou d'une curette. Un écouvillon stérile, est utilisé en cas de lésions suintantes ou suppurées (Chabasse, 2015).

❖ Atteintes des muqueuses

Il est particulièrement recommandé d'utiliser des écouvillons oraux, anaux, nasaux, auriculaires ou vaginaux pour objectiver la présence de champignons à ces niveaux. Après avoir été dilué dans une solution physiologique, l'écouvillon sera utilisé pour un examen direct, puis étalement (frottis) et coloration (MGG) du produit étalé sur une lame. Un deuxième écouvillon sera utilisé pour la culture (Pinel *et al.* , 2012).

III.1.1.2. Les prélèvements profonds

Pour les urines, le LCR, les selles, et autres liquides de ponction ou d'aspiration, ces prélèvements feront l'objet d'un examen à l'état frais à partir de leurs produits centrifugés, Un frottis sur lame est effectué avec coloration de préférence au MGG. Pour le LCR, l'application de l'encre de chine est nécessaire en cas de suspicion de cryptococcose. Les méthodes du prélèvement dépendent de la localisation des lésions (Aoufi ,2005).

III.1.2. Diagnostic direct

III.1.2.1. Examen microscopique direct

L'examen direct permet de visualiser les structures fongique (éléments levuriformes et/ ou filaments mycéliens) au sein des produits pathologiques. L'aspect des éléments

fongiques observés ainsi que leur quantité est souvent évocateur du groupe en cause et de la charge fongique (Drillon *et al.*, 2011).

Il permet également d'affirmer la présence du champignon à l'état parasitaire au sein de la lésion et de donner au médecin prescripteur un premier résultat, justifiant la mise en route d'un traitement spécifique dans l'attente des résultats de la culture (Feuilhade de Chauvin, 2005).

Cet examen s'effectue soit directement à l'état frais par montage dans un liquide non coloré (eau distillée ou sérum physiologique stérile), soit en utilisant un colorant permettant de mieux visualiser les blastoconidies : bleu au lactophénol, noir chlorazol (Pihet et Marot, 2013).

L'ED des squames et des ongles nécessite un éclaircissement préalable dans la potasse (KOH à 30 %) ou chlorallactophénol. Par ailleurs, l'utilisation d'agents clarifiants tels que le blanc clacofluor (Sigma), à condition de disposer d'un microscope équipé d'une lampe fluorecente et des jeux filtres adéquats (filtrebleu 400-440 nm) (Pihet et Marot, 2013).

III.1.2.1.1. Résultats potentiels de l'examen direct

Dans les squames et les ongles, l'examen microscopique permet d'observer des filaments mycéliens (hyphes) réguliers de 3 μm à 4 μm de diamètre, cloisonnés et ramifiés, traversant les cellules cornées. Pour les cheveux et les poils, l'examen au microscope permet, après éclaircissement pilaire, de préciser directement le type parasitaire. Selon le dermatophyte en cause, on reconnaît cinq types d'atteintes parasitaires classés en deux groupes (Aoufi, 2011):

- ***Teignes endothrix*** : Les éléments fongiques sont présents uniquement à l'intérieur du cheveu. Deux types d'atteintes sont possibles :
 - Type endothrix : éléments fongiques intra pilaires tassés en «sac de noisettes» remplissant les cheveux.
 - Type favique : filaments intra-pilaires polymorphes.

- **Teignes endo-ectothrix** : Les filaments sont à l'intérieur et à l'extérieur du cheveu, avec trois types d'atteintes :
- **Type microïde** : filaments internes et gaine externe de spores très fines dissociables en chaînettes.
 - **Type mégastore** : filaments intra pilaires et gaine de grosses spores externes.
 - **Type microsporique** : manchon de petites spores autour du cheveu avec filaments intra-pilaires (Figure19) (Tableau 6) (Chabasse et Contet-Audonneau, 2011).

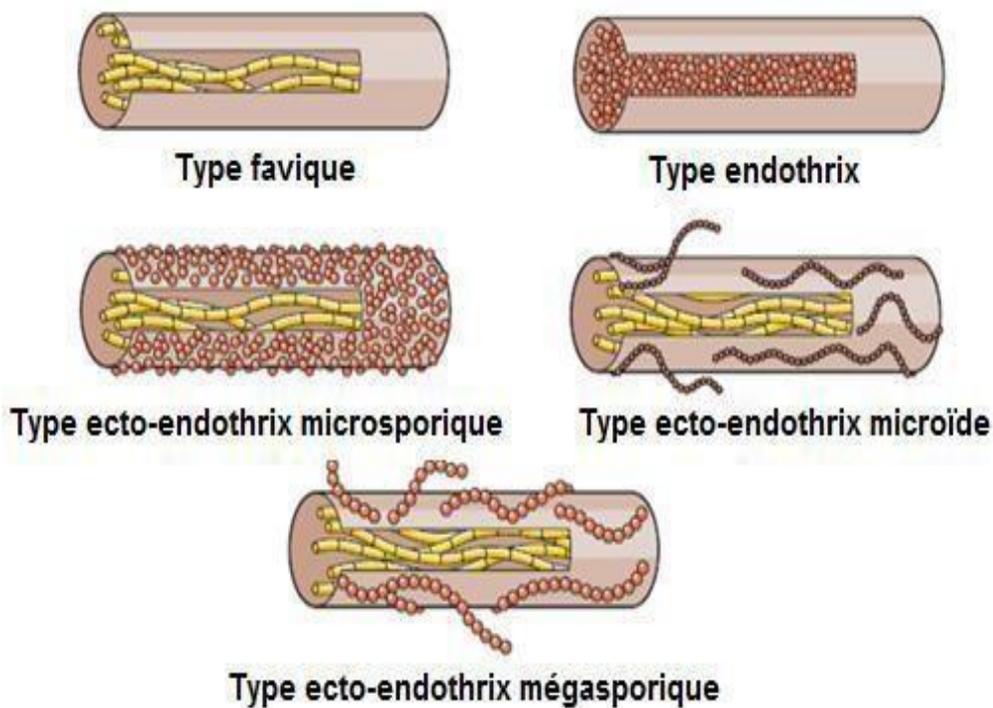


Figure 19 : Différents types de parasitisme pileaire par les dermatophytes (Chabasse et Contet-Audonneau, 2011).

Tableau 6: Espèces de dermatophytes incriminés selon le type de parasitisme pileaire (Kah, 2011).

Type de parasitisme pileaire	Lumière de Wood	Espèces incriminées
Type favique	Wood+	<i>Trichophyton schoenleinii</i>
Type endothrix	Wood-	<i>Trichophyton tonsurans</i> , <i>Trichophyton violaceum</i> , <i>Trichophyton soudanense</i>
Type ecto-endothrix microsporique	Wood+	<i>Microsporum canis</i> , <i>Microsporum Langeronii</i> , <i>Microsporum ferrugineum</i>
Type ecto-endothrix microïde	Wood-	<i>Trichophyton mentagrophytes</i> <i>Trichophyton erinacei</i>
Type ecto-endothrix mégasporique	Wood-	<i>Trichophyton verrucosum</i>

Concernant les prélèvements profonds, l'examen direct permet aussi la mise en évidence de l'agent pathogène, il reste d'ailleurs la seule méthode diagnostique possible pour *Pneumocystis jiroveci*, champignon encore non cultivable jusqu'à aujourd'hui. L'examen direct se fait entre lame et lamelle à l'état frais et après coloration par différentes techniques telles que MGG ou Gomori-Grocott (Tableau 7) (Drillon *et al.*, 2011). Ainsi l'examen direct montre les éléments ci-dessous :

Tableau 7: Description des résultats de l'examen direct pour divers champignons (Drillon *et al.*, 2011; Aoufi, 2005).

Champignon	Examen direct
<i>Candida</i>	Blastopores ou levures de 3 à 5 µm de diamètre, disposées en grappe plus ou moins associées à des filaments. Pour le <i>Candida glabrata</i> , l'examen direct met en évidence des blastopores avec absence de filaments.
<i>Cryptococcus neoformans</i>	Levures arrondies de taille variable, parfois bourgeonnantes, associées à une capsule. La taille de l'ensemble (levures + capsules) mesure de 5 à 20 µm de diamètre, la capsule est bien mise en évidence par l'encre de chine.
<i>Aspergillus</i>	Filaments cloisonnés, fins, réguliers avec des ramifications dichotomiques à angles aigus.
<i>Histoplasma capsulatum var. capsulatum</i>	Levures intracellulaires dans les cellules à fonction macrophagique de 1 à 3 µm de diamètre, bourgeonnantes, à paroi réfringente.
<i>Histoplasma capsulatum var. duboisii</i>	Levures intra ou extracellulaires (cellules géantes) de 7 à 15 µm de diamètre, à paroi épaisse bourgeonnante à base étroite contenant une ou deux capsules de nature lipidique.
<i>Pneumocystis jiroveci</i>	Avec la coloration de MGG, les formes végétatives d'aspect punctiforme sont difficilement distinguables au sein des amas spumeux. Les kystes de 5 à 9 µm apparaissent sous forme de corps intra- kystiques au nombre de 8 avec une paroi claire non colorée d'un aspect froissé.

III.1.2.2. Culture

Un examen direct négatif n'exclut pas la présence du champignon d'où la nécessité de l'isolement et la culture de celui-ci, complément indispensable de l'examen direct (Chabasse et Pihet, 2008).

Le milieu standard de référence pour les champignons est le milieu de Sabouraud (milieu simple contenant une source : de carbone et une peptone : source d'azote), additionné

d'antibiotiques (chloramphénicol et/ ou gantamicine) et de cycloheximide (Actidione*). Cette dernière molécule inhibe la croissance de la plupart des moisissures issues du revêtement cutané, ainsi que certaines levures (comme *C. parapsilosis* et *C.famata*) dont la croissance plus rapide gênerait le développement des colonies de champignons habituellement pathogènes (Chabasse et al, 2004 ; Bouchara et al., 2014).

Pour les levures, l'utilisation des milieux chromo-géniques, auxquels sont ajoutés des substances chromogènes, confèrent aux colonies qui s'y développent une coloration particulière, variable en fonction de l'espèce. Cette coloration est dans la plupart des cas fondée sur la mise en évidence d'une activité de type hexosaminidase (Bouchara et al., 2014). Devant des cultures stériles, un repiquage sur des milieux sélectifs adéquats peut être proposé.

III.1.2.3. Identification

L'identification s'effectue habituellement directement sur le milieu d'isolement de Sabouraud et repose sur un certain nombre de paramètres :

- La vitesse de positivité des cultures qui varie selon le champignon de 48 heures en moyenne pour les levures (mais jusqu'à 2 à 3 semaines pour les cryptocoques ou *Malassezia* sp) et les moisissures de croissance rapide comme les *Aspergillus* et les *Mucorales* ; de 3 jours à 3 semaines pour d'autres moisissures pathogènes comme *Fusarium*, *Scedosporium* ou *Acremonium*, et de 1 à 4 semaines pour les dermatophytes.

- La thermo-tolérance du champignon et son optimum thermique de croissance.

- Les caractères macroscopiques et microscopiques des colonies (Bouchara et al., 2009 ; Chabasse, Pihet, 2008) :

➤ **Aspect macroscopique des cultures :**

- Couleur des colonies et au verso (exemple : *T.rubrum* : rouge et brun au recto et blanche au verso).
- Aspect : duveteux (*T.rubrum*), plâtre (*T.mentagrophytes*) et laineux (*M.canis*).
- Relief : plat (*M.audouinii*), cérébriforme (*T.schoenleinii*) et cratère (*T.tonsurons*).
- Consistance (friable, élastique, dure, molle...)
- Forme des colonies (arrondies, étoilées...).
- Taille des colonies (réduite ou étendue).

- Présence d'un pigment (couleur, diffusion) dans la gélose (Koenig, 2005 ; Chabasse, 2004 ; Zagnoli, *et al.*, 2003).

➤ **Aspect microscopique du champignon :**

L'identification microscopique du champignon se fait également à partir d'un fragment de culture dissocié au bleu coton ou au lactophénol et examiné entre lame et lamelle. On peut aussi s'aider d'un morceau de ruban adhésif appliqué à la surface de colonie (drapeau de Roth), puis déposé entre lame, dans du bleu coton (technique ne montrant cependant que la partie superficielle de la colonie) (Contet-Audonneau, 2011). Trois éléments servent de base à l'identification des dermatophytes (Figure 20) :

- Les filaments mycéliens
- La présence d'organes de fructification : les microconidies, les macroconidies
- Les formations ornementales particulières
 - ✓ Excroissances triangulaires caractéristiques de *T. rubrum* (ébauches de macroconidies naissant latéralement sur les filaments, et de forme triangulaire).
 - ✓ Organes pectinés (en forme de peigne) chez *M. audouinii* et *T. schoenleinii*.
 - ✓ Vrilles chez *M. persicolor* et *T. mentagrophytes*
 - ✓ Clous et chandeliers favique de *T. schoenleinii*.
 - ✓ Les organes nodulaires : amas de filaments enchevêtrés (*T. mentagrophytes*, *T. schoenleinii*) (Chabasse, 2004).

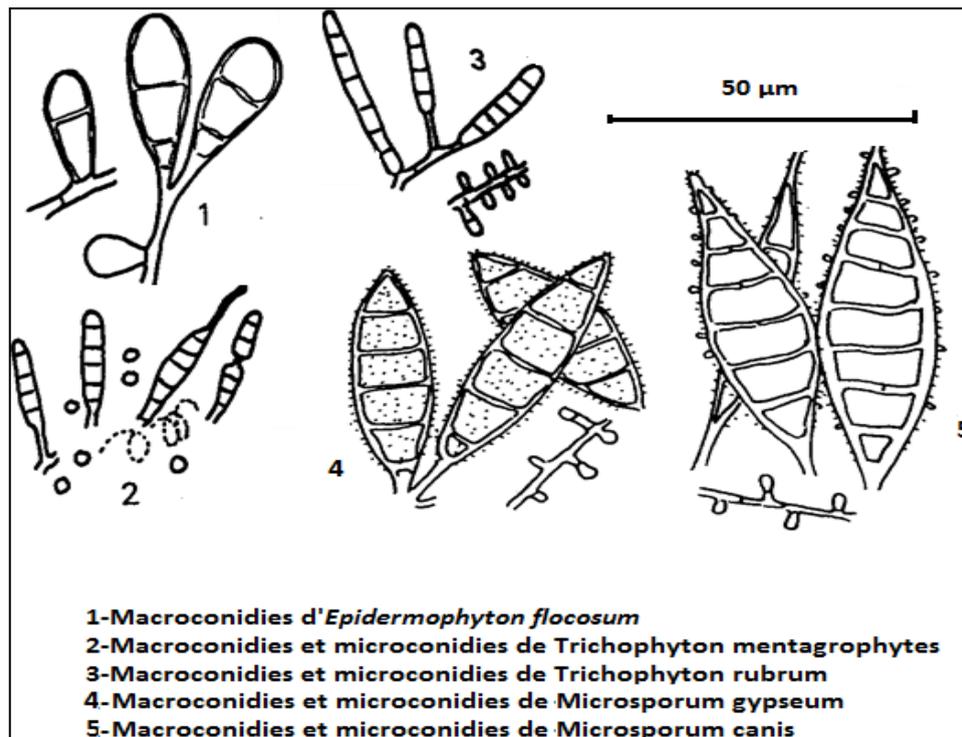


Figure 20 : Organes caractéristique de dermatophytes (Guillaume, 2006).

III.1.2.3.1. Cas des levures

La réalisation des tests d'identification ne peut être envisagée qu'en présence de colonies bien individualisées. En pratique courante, l'identification des différentes espèces fait appel à la détermination des caractères morphologique, physiologiques et plus récemment immunologique, grâce à des tests basés sur l'agglutination de particules de latex sensibilisée par anticorps monoclonaux (Pihet et Marot, 2013).

On observe des cultures crémeuses, leur surface est lisse, brillante et luisante, ou plus rarement crouteuse, sèche, ou ridée sur milieu de Sabouraud :

- Colonies blanchâtres se développant en 24-48 heures se présentant au microscope sous forme de levures : suspicion de *Candida* sp. confirmée par l'obtention de filaments et blastopores après repiquage sur un milieu PCB à 25°C.
- Colonies d'aspect muqueux ou lisse, devenant après une semaine, pigmentées en ocre, et pour confirmation microscopique, on observe des levures non filamenteuses entourées d'une capsule visible dans une préparation à l'encre de Chine : *Cryptococcus*.

- Colonies blanc-crèmeuses, rugueuses, sèches et cérébriformes, ayant une forme en dôme et des contours irréguliers, qui poussent au bout de 7 jours en moyenne entre 30 et 37°C : *Trichosporon* (Soussi Abdallaoui *et al.*, 2009).

Au microscope, les levures apparaissent comme de nombreux éléments de 3 µm à 5 µm de diamètre, souvent bourgeonnants, ils sont soit isolées soit en grappes, ou en petits amas desquels émergent souvent des pseudo-hyphes courtes et circonvoluées (Aoufi, 2005). L'identification de la levure relève d'un protocole bien précis pour affirmer qu'il s'agit bien du *C. albicans* (Figure 21), il suffira d'une positivité des deux tests suivants :

- **Test de blastèse** (ou de germination) réalisé par incubation de l'isolat pendant 2 à 4 heures en sérum à 35-37°C. Si la levure est un *C. albicans* on observe un tube de germination (Chabasse et Pihet, 2013).
- **Test de chlamydosporulation** reposant sur une sub-culture de 24 à 48h à 25-28°C de l'isolat en strie profonde dans un milieu PCB (pomme de terre, carotte, bile) ou RAT (riz, agar, tween 80). *C. albicans* est alors identifié par la production de chlamydo-spores, structures arrondies produites à l'extrémité du pseudomycélium. Par ailleurs, s'il y a des pseudofilaments sans présence de chlamydo-spores, il s'agit d'une levure du genre *Candida* (Chabasse et Pihet, 2013).

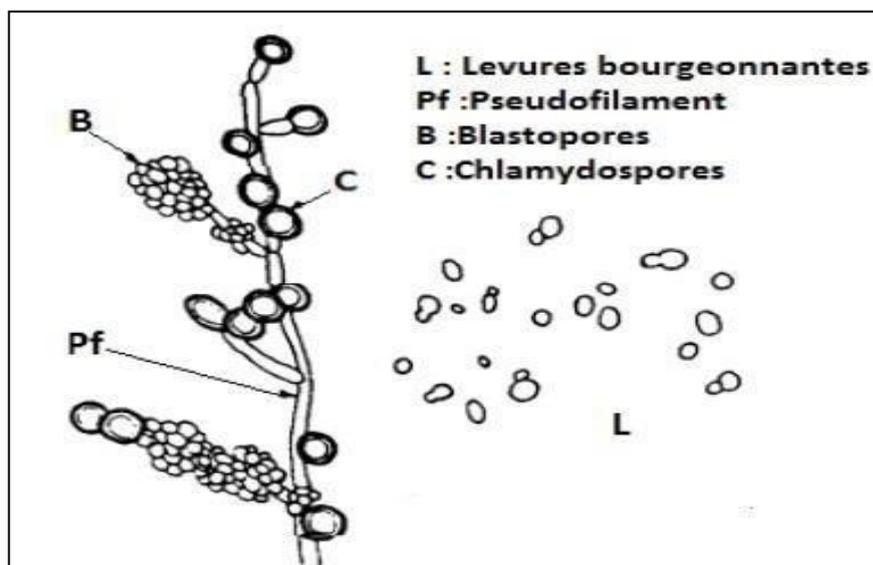


Figure 21: Morphologie spécifique de l'espèce *Candida albicans* (Ripert, 2013).

Les autres levures sont étudiées par des tests d'assimilation des sucres (auxanogramme), de fermentation des sucres (zymogramme), de la réduction tétrazolium et de la sensibilité à l'actidione qui permettent d'identifier des espèces occasionnellement pathogènes :

C. tropicalis, *C. guilliermondii*, *C. krusei*, *C. glabrata*, *C. parapsilosis*. (Aoufi, 2005).

III.1.2.3.2. *Malassezia* sp.

Les colonies de *Malassezia* sp. poussent après 8 à 15 jours. L'examen macroscopique de la culture montre, des colonies lisses, blanchâtres à chamois. L'examen microscopique révèle des blastospores ovoïdes, globuleuses à allongées à bourgeonnement unipolaire sur une base large avec une taille de 2 à 8 μ (Rezkallah, 2010).

Dans le cas de lésions peu visibles du *Pityriasis versicolor*, on peut s'aider d'un examen sous lampe de Wood qui montre une fluorescence jaune verdâtre sauf lorsque les atteintes sont dues *Malassezia globosa*. L'isolement de *Malassezia* en culture nécessite l'utilisation de milieux supplémentés en acides gras (huile d'olive) ou sur des milieux spécifiques (milieu de Dixon modifié), et une température d'incubation spécifique (Bassaid et al., 2016 ; Ben Salah et al., 2010).

La culture n'est pas indispensable dans le diagnostic de routine pour lequel l'examen direct est déterminant. Elle permet cependant d'identifier l'espèce en cause. Elle est recommandée dans les autres infections *Malassezia* moins typiques et pour lesquelles l'examen direct est moins informatif (Ben Salah et al., 2010).

III.1.3. Diagnostic indirect

III.1.3.1. Tests sérologiques

Les tests sérologiques ont été utilisés pour la première fois pour le diagnostic des agents pathogènes fongiques au début des années 1900. Dans les années 1950, la fixation du complément et les tests de précipitine ont été introduits pour le sérodiagnostic de la coccidioïdomycose, suivis par la détection de l'antigène cryptococcique en tant que substance sérologiquement réactive dans les fluides corporels. En 1958, Heiner a adapté la méthode bactériologique de l'agar-précipitine d'Ouchterlony pour le sérodiagnostic de l'histoplasmose et, en 1963, la première application clinique du sérodiagnostic en mycologie médicale a été

signalée lorsque la méningite cryptococcique a été diagnostiquée par la détection de l'antigène au moyen d'un test d'agglutination au latex.

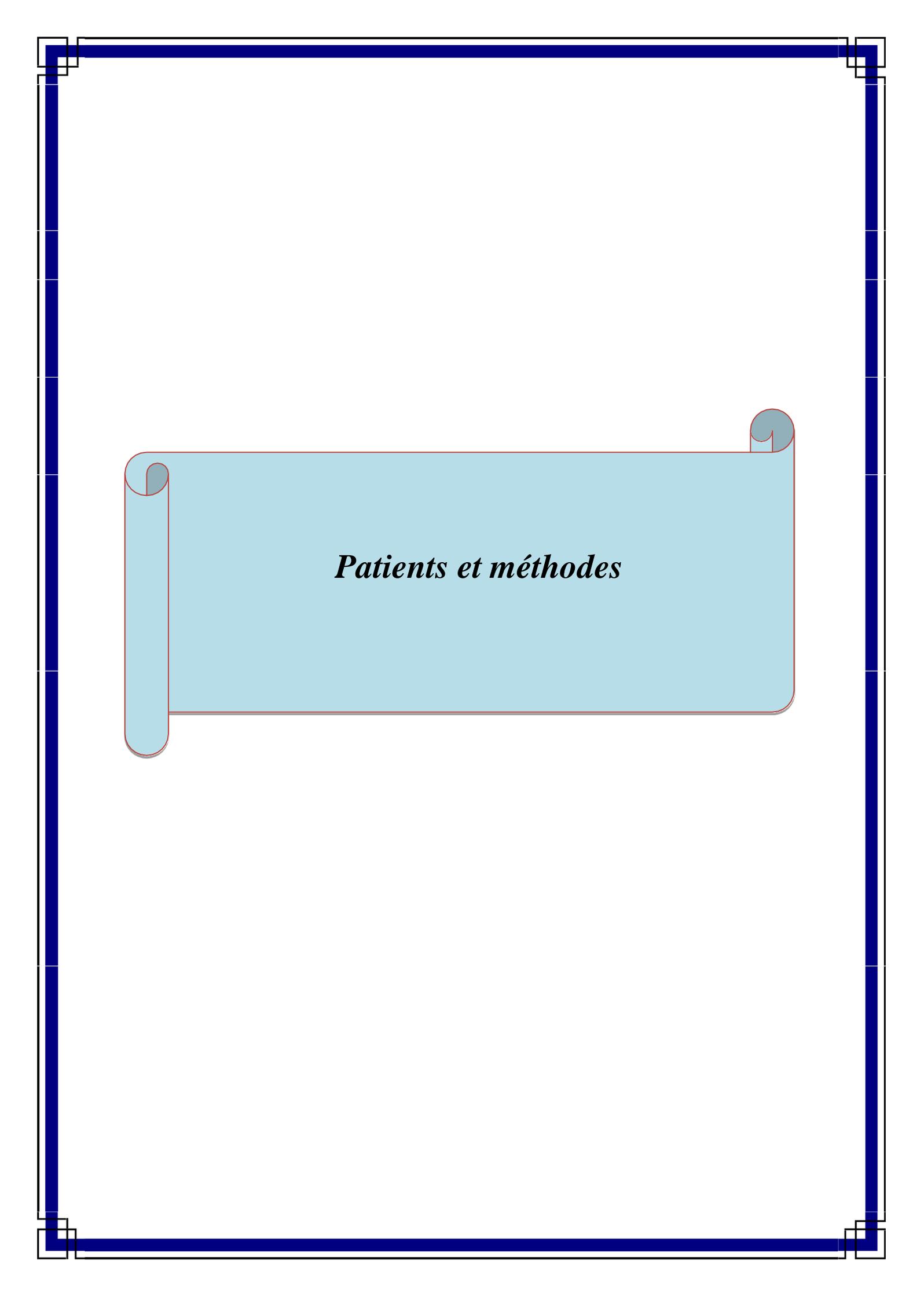
Ces premiers résultats ont conduit à la généralisation ultérieure de la détection d'antigènes et d'anticorps des pathogènes fongiques. Les applications diagnostiques, comprennent la détection d'antigènes de la paroi cellulaire fongique (chitine, β -glucanes et mannoprotéines), de constituants de la capsule (glucuronoxylomannane) et d'antigènes de l'organisme. et des métabolites (d-arabinitol et aspartylprotéinase sécrétée), ainsi que les anticorps générés par le système immunitaire de l'hôte. Bien que la culture fongique et la PCR sont recommandées pour les diagnostics de routine, ces méthodes prennent du temps ou nécessitent des instruments spécifiques. Par conséquent, les tests sérologiques jouent un rôle important dans le dépistage des maladies fongiques invasives, car ils offrent les avantages suivants : diagnostic rapide, mise en place précoce d'un traitement antifongique et informations cliniquement significatives liées aux cultures positives (une fois la contamination exclue). Les échantillons cliniques les plus utilisés sont le lavage broncho-alvéolaire (LBA), le liquide céphalo-rachidien, le sérum, le sang total, le plasma et l'urine. La détection des antigènes est préférée à celle des anticorps, car ces derniers peuvent ne pas être générés à des niveaux détectables en raison du stade précoce de l'infection de l'immunosuppression. La preuve d'anticorps spécifiques et d'antigènes circulants est nécessaire pour dépister les maladies fongiques invasives, qui sont généralement fatales chez les patients gravement immunodéprimés. Cela nécessite un suivi sérologique régulier des patients à risque. Les résultats positifs doivent être comparés aux données biocliniques. En particulier, Lors du diagnostic de l'aspergillose invasive, des faux positifs sont observés dans la détection des antigènes circulants. En effet, dans certaines conditions pathologiques, il permet d'identifier des maladies fongiques profondes, et le pathogène est difficile à isoler en culture, de sorte que le traitement antifongique peut être initié précocement (Walsh *et al.*, 2018).

III.1.3.2. Biologie moléculaire

Les techniques moléculaires d'identification des champignons jouent un rôle important et croissant en mycologie clinique. Alors que les méthodes phénotypiques reposant sur la morphologie et, dans certains cas, sur des réactions biochimiques restent le pilier de l'identification des champignons, les méthodes moléculaires sont de plus en plus utilisées, et offrent des avantages distincts dans leur capacité à identifier les champignons :

- Identifier un organisme qui est vu en quantité substantielle à l'examen microscopique direct mais qui ne se développe pas en culture.
- identifier une moisissure qui ne produit pas de structures reproductrices microscopiques (conidies ou spores) ou qui ne produit que des structures non reconnues et non contributives à l'identification de routine ; ou identifier une levure qui n'est pas représentée dans la base de données du système d'identification phénotypique commercial du laboratoire.
- Réaliser les points ci-dessus d'une manière relativement rapide et objective , par rapport au temps et à l'expertise souvent nécessaires à l'identification conventionnelle, en particulier lorsque l'isolat n'a pas une croissance rapide et/ou ne présente pas une morphologie classique familière.
- Identifier définitivement un organisme dont les caractéristiques ressemblent étroitement à celles d'autres champignons.
- Déterminer le génotype précis d'un isolat, un facteur important dans les analyses épidémiologiques.
- évaluer plus précisément les similitudes et les différences entre les organismes et adapter la taxonomie et la nomenclature en conséquence (Walsh *et al.*, 2018).

Les tests approuvés par la U.S. Food and Drug Administration (FDA) comprennent des sondes ADN qui utilisent des prélèvements de culture pour identifier *Histoplasma*, *Blastomyces*, et *Coccidioides* et une Polymerase Chain Reaction (PCR) ou des tests d'hybridation de l'ADN qui utilisent des prélèvements d'hémocultures pour identifier *Candida*. La Matrix-assisted laser desorption ionization–time of flight (MALDI-TOF) mass spectrometry, est une spectrométrie de masse effectuée sur des prélèvements de culture qui peut également être effectuée pour identifier de multiples levures, dont *Candida spp.* (Revankar, 2021).



Patients et méthodes

I. Objectif

L'objectif de cette étude est d'isoler et d'identifier les espèces responsables des différentes mycoses par l'intermédiaire de la mise en œuvre de certaines techniques de diagnostic.

II. Cadre d'études

II.1. Type, période et lieu d'étude

Il s'agit d'une étude prospective, réalisée sur une période d'un mois, du 25 Avril au 27 Mai 2021. Cette étude s'est déroulée dans l'unité de Myco-parasitologie au sein du Laboratoire central de l'Etablissement Hospitalier Didouche Mourad à Constantine.

II.2. Population investiguée

Dans cette étude, les 42 sujets inclus sont des patients de différentes tranches d'âge et des deux sexes, susceptibles d'avoir contracté une mycose due à différents types de champignons. Les malades, pour la majorité, viennent en consultation externe mais nous avons compté parmi eux trois malades hospitalisés au sein de l'établissement.

III. Méthodologie de l'étude

III.1. Recueil des données

Les données ont été recueillies à partir du registre et des fiches de renseignements des patients qui se sont présentés durant toute la période de stage qui s'est déroulé du 25 avril au 27 mai 2021.

Pour chaque patient de notre étude, un interrogatoire a été effectué pour la réalisation des fiches de renseignements. Ces dernières contiennent les informations suivantes :

- L'identité du patient (nom, prénom et âge) ;
- Adresse du patient ;
- Le sexe du patient ;
- Renseignements cliniques ;
- Contacts avec des animaux ;
- Antécédents médicaux ;
- Résultats de l'examen direct et de l'examen après cultures.

III.2. Démarche du diagnostic mycologique

La réalisation du diagnostic mycologique comporte quatre étapes importantes :

- Le prélèvement ;
- L'examen direct ;
- La culture sur milieux appropriés ;
- L'identification des champignons isolés (résultats).

Une étroite collaboration entre le médecin et le biologiste doit exister pour le bon déroulement du diagnostic mycologique.

Un minimum de renseignements cliniques et épidémiologiques doit être fournis par le médecin afin d'orienter le biologiste dans le choix des milieux et techniques qu'il doit utiliser. Pour sa part ; le biologiste doit signaler le plus rapidement possible les résultats obtenus au médecin.

III.2.1. Prélèvements

Les prélèvements sont effectués par un personnel expérimenté et avec un matériel propre et stérile et doit être acheminé rapidement au sein du Laboratoire. La qualité du prélèvement détermine la qualité du diagnostic.

Le prélèvement doit être réalisé avant toute toilette corporelle ou traitement spécifique ou bien après une fenêtre thérapeutique de 15 jours pour les antifongiques topiques (local) et 2-3 mois pour les antifongiques systémiques, vernis ou solution filmogène. Les techniques de prélèvements diffèrent selon la localisation et le type des lésions :

III.2.1.1. Les lésions cutanées

Elles sont grattées grâce à une curette au niveau de la périphérie des lésions riches en squames. Les squames sont recueillies dans une boîte de Pétri stérile. Le scotch-test consiste à appliquer un morceau de scotch transparent sur les lésions pigmentées. Il est particulièrement utilisé pour le diagnostic des levures du genre *Malassezia*, agent principale du *Pityriasis versicolor* (Figure 22).



Figure 22 : Aspect clinique de lésions cutanées (Épidermophytie circinée).

III.2.1.1. Les onychomycoses

La technique de prélèvement consiste à couper, à l'aide d'un ciseau ou d'un coupe ongle, la partie altérée de l'ongle jusqu'à la jonction avec la partie saine, ensuite à l'aide d'une curette on réalise un grattage de la zone interne de l'ongle pour récupérer les squames ou leuconychie superficielle (taches blanchâtres à la surface de l'ongle) (Figure 23). Pour les piériorionyxis, le pus est prélevé avec un écouvillon stérile.



Figure 23 : Aspect clinique d'une Onychomycose.

III.2.1.3. Les teignes du cuir chevelu

Le prélèvement est réalisé à l'aide d'une pince à épiler pour les cheveux cassés. Cependant pour les croûtes et les squames, un raclage à l'aide d'une curette est requis (Figure 24).



Figure 24: Aspect clinique d'une teigne du cuir chevelu.

Concernant les différents échantillons, le mode de prélèvement ainsi que la durée de conservation sont indiqués dans le tableau ci-dessous.

Tableau 8 : Types de prélèvement et conditionnement des différents échantillons

Matériel biologique	Prélèvement	Conditionnement	Délai d'acheminement	Conservation
Cheveux et poils	Pince à épiler	Boite de pétrie stérile	1 à 3 jours	+4°C
Squame	Curette, grattoir (Grattage)	Boite de pétrie stérile	1 à 3 jours	+4°C
Ongle	Curette (raclage)	Boite de pétrie stérile	1 à 3 jours	+4°C
LCR	Ponction lombaire	Flacon stérile	2 Heures	Traitement immédiat
Pus	Ecouvillon Stérile	Tube stériles	2 Heures	Traitement immédiat
Urine	Flacon stérile	Flacon stérile	2 heures	Traitement immédiat

III.2.2. Examen direct

L'examen direct s'avère être indispensable et plus particulièrement lorsqu'il est positif. Il permet :

- L'orientation du diagnostic ;
- De suspecter ou de confirmer une pathogénicité ;
- De débiter un traitement antifongique en cas de diagnostic de *Pityriasis versicolor* et de la teigne.

L'examen direct se base sur le dépôt d'une partie du matériel prélevé sur une lame propre avant d'y ajouter une ou deux gouttes d'éclaircissant. Pour finir, on recouvre avec une lamelle et on observe au microscope à l'objectif (×40).

Les liquides céphalo-rachidiens (LCR) et les urines subissent une centrifugation avant l'examen direct et une observation au microscope à l'objectif (×40).

Les éclaircissants (liquides de montage) utilisés dans notre étude sont :

- L'eau physiologique pour les muqueuses et les prélèvements effectués à l'aide d'un écouvillon.
- La potasse (KOH) 30% pour les prélèvements épais par exemple les ongles et les squames.
- Le bleu coton il permet une observation plus claire de certains éléments fongiques.
- Le Lactophénol est utilisé pour l'observation des cheveux et du pus.
- L'encre de Chine est appliquée lorsqu'il y a suspicion de présence de *Cryptococcus* dans les LCR.

III.2.3. Mise en culture

Elle consiste à prendre une partie du prélèvement (une plus grande partie que l'examen direct pour la réussite d'une bonne culture) puis l'ensemencer à l'aide d'une anse de platine sur une gélose inclinée Sabouraud-Chloramphénicol (SC) et également sur milieu Sabouraud-Chloramphénicol-Actidione (SCA). La culture est primordiale pour l'isolement et l'identification des champignons.

❖ Méthodes d'ensemencement

- Les liquides comme les LCR et les urines sont coulés directement dans le tube.
- Les écouvillons sont frottés sur la surface du milieu de culture.
- Les fragments d'ongle, les cheveux et les squames sont déposés sur les milieux de culture à l'aide d'une anse de platine.

❖ **Incubation**

- Pour les LCR, les urines et autres liquides biologiques susceptibles de contenir des levures, l'incubation de leur culture se fait à 37 °C.
- Pour les autres prélèvements susceptibles de contenir des champignons filamenteux, l'incubation se fait à 27°C.

La durée de l'incubation est de 1 à 4 semaines. Si après cette période aucun élément fongique n'apparaît dans les tubes, les cultures sont considérées comme étant négatives.

III.2.4. Identification

L'identification des champignons mis en culture dépend du type de champignon : levure ou filamenteux (dermatophyte). Elle se base essentiellement sur la vitesse de pousse du germe, son aspect macroscopique et aspect microscopique.

❖ **Dermatophytes**

L'identification se base sur l'examen microscopique et macroscopique pour déterminer le type de champignons. L'examen macroscopique permettra de déterminer la consistance de la colonie, sa couleur, la durée de pousse ainsi que la présence de pigment.

Quant à l'examen microscopique, il consiste à prélever une partie de la colonie grâce à une pipette Pasteur, puis à déposer le fragment sur une lame sur laquelle une goutte de bleu coton est ajoutée. Pour finir, une lamelle est déposée délicatement dessus une observation au microscope est réalisée.

Une autre technique dite technique du drapeau consiste à prélever un fragment de la colonie grâce à un morceau de scotch préalablement collé à une extrémité de la pipette Pasteur (ou anse de platine) puis appliqué sur la culture à étudier. Il est ensuite examiné entre lame et lamelle, en sandwich, entre 2 gouttes de bleu de coton. Une observation microscopique est réalisée.

❖ **Levures**

Pour leurs identifications, nous nous basons sur les caractères morphologiques. Lors de la réalisation de notre étude, la majorité des cas était apparenté au genre *Candida*. L'examen macroscopique permettra de déterminer :

- La couleur blanche à crème.
- Le temps de pousse entre 24 à 48 heures.
- La consistance est crémeuse.

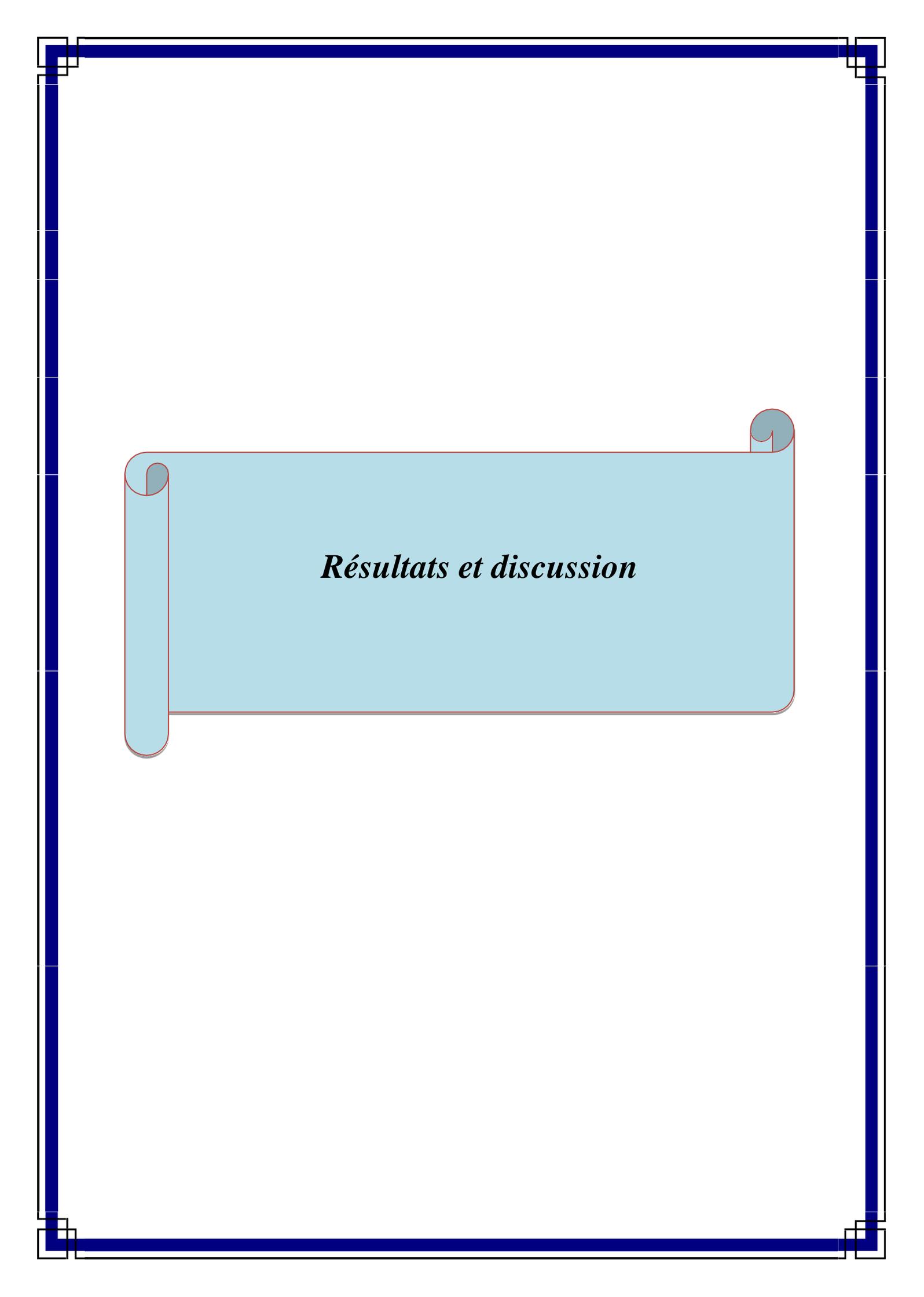
Deux tests sont réalisés pour confirmer avec certitude que l'agent pathogène est *Candida albicans*. Il s'agit des tests de chlamydosporulation et de filamentation.

a- Test de chlamydosporulation : Il est réalisé par repiquage sur des milieux pauvres en sucre : milieu PCB (Pomme de terre- carotte-bile) et milieu RAT (Rice agar tween 80). L'objectif de ce test est de favoriser la pseudofilamentation des levures qui est caractéristique de *C. albicans* et *C. dublinensis*.

Couler sur une lame microscopique, à l'aide d'une pipette, 0,8ml du milieu préalablement fondu. Ensemencer les levures en faisant 3 stries dans la gélose. Recouvrir d'une lamelle. Poser la lame dans une boîte bien fermée pour éviter la dessiccation. Mettre à l'étuve à 27°C. *C. albicans* produit après 24 heures à 48 heures à 27°C en anaérobiose des chlamydozoospores à l'extrémité des pseudofilaments.

b- Test de filamentation : Il consiste à disperser aussi finement que possible à l'aide d'une pipette la levure dans un tube contenant 0,5 ml du sérum humain, puis incubée à 37 °C pour une durée de 3 à 4 heures. Ensuite, une goutte de la suspension est déposée entre lame et lamelle et observée au microscope (X40) puis à l'immersion (X100). La détection de filaments (tubes germinatifs à partir des blastospores) affirme la présence de *Candida albicans*.

Si après la réalisation des deux tests et qu'ils s'avèrent être négatifs la levure est considérée comme *Candida sp.*



Résultats et discussion

Durant la période de notre étude, 42 prélèvements à visée mycologique ont été réalisés dont 30 prélèvements qui se sont révélés positifs, soit 71%.

I. Résultats globaux

Les patients inclus dans notre étude sont âgés de 1 an à 86 ans. Le sex-ratio Homme/Femme est de 0,56. Les femmes sont majoritaires avec un taux de 64%.

I.1. Répartition selon le sexe

La répartition de la population (42 personnes) selon le sexe, rapportée dans la Figure 25 et le tableau 9, montre une prédominance féminine de 64% (27/42) et 36% (15/42) pour le sexe masculin.

Tableau 9: Répartition de la population selon le sexe.

SEXE	MASCULIN	FEMININ	TOTAL
NOMBRE	15	27	42
POURCENTAGE	36	64	100

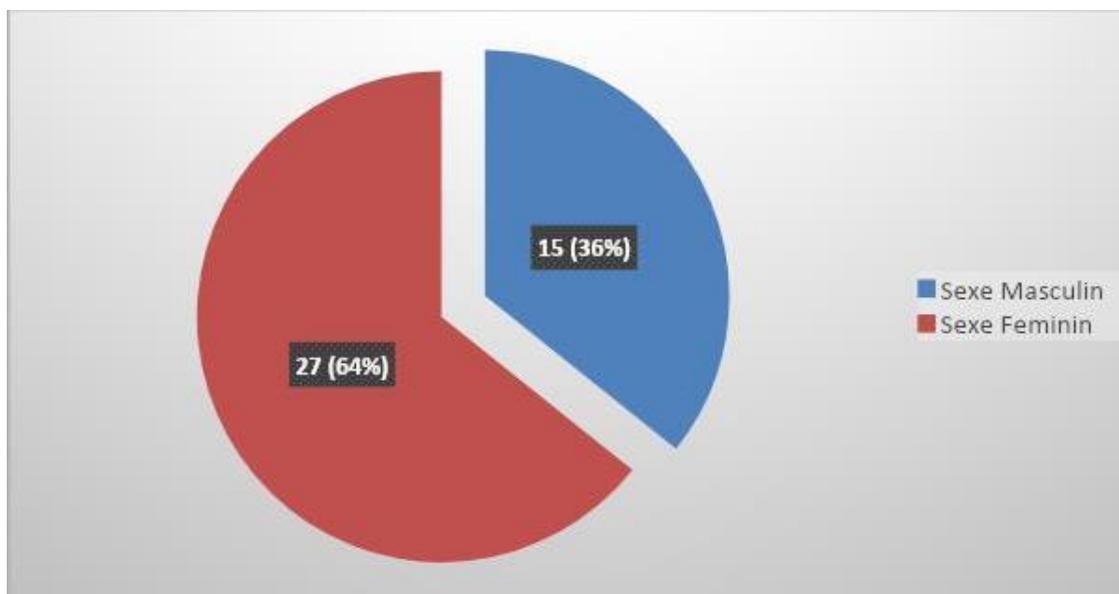


Figure 25 : Répartition des cas investigués selon le sexe.

I.2. Répartition selon la tranche d'âge

L'âge moyen des patients est de $28,59 \pm 24,80$ ans avec une moyenne d'âge de 31,46 \pm 31,42 ans pour les hommes avec un âge minimum de 15 jours et le maximum étant de 86 ans. Concernant les sujets de sexe féminin, l'âge moyen est de $26,33 \pm 20,90$ ans avec un minimum de 1 an pour la plus jeune et 59 ans pour la plus âgée. La répartition en fonction de l'âge tout sexe confondu est reportée dans le tableau 10 et la figure 26.

Tableau 10: Répartition des cas selon la tranche d'âge.

Tranche d'âge	Nombre de cas	Pourcentage
0-10 ans	14	33
10-20 ans	4	10
20-30 ans	5	12
30-40 ans	3	7
40-50 ans	1	2
50- 60 ans	11	26
>60 ans	4	10
Total	42	100

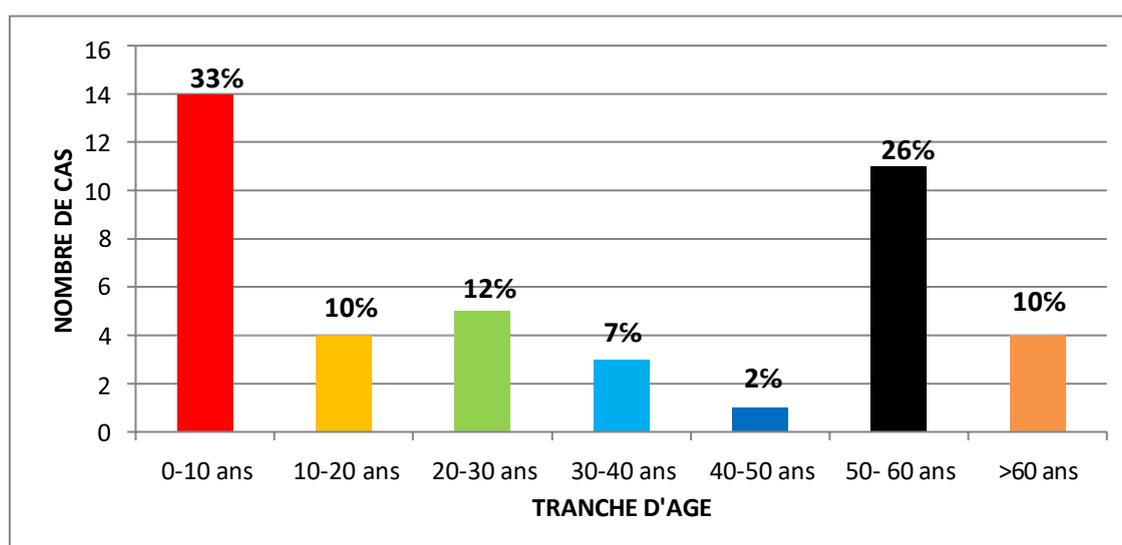


Figure 26: Répartition de la population selon la tranche d'âge.

Les tranches d'âge de 0-10 ans et 50-60 ans représentent la majorité des cas. Remarquez que nous avons constaté quand même un cas chez les 40-50 ans.

I.3. Répartition selon le type d'infection

Selon les résultats obtenus, il en ressort que les mycoses superficielles sont nettement plus importantes que les infections fongiques profondes (Tableau 11 et Figure 27). En effet, elles sont 4 fois plus présentes et représentent 81% de l'ensemble des cas, soit 34/42.

Tableau 11 : Répartition des cas selon le type d'infection.

TYPE D'INFECTION	SUPERFICIELLES	PROFONDES	TOTAL
NOMBRE	34	8	42
POURCENTAGE	81	19	100

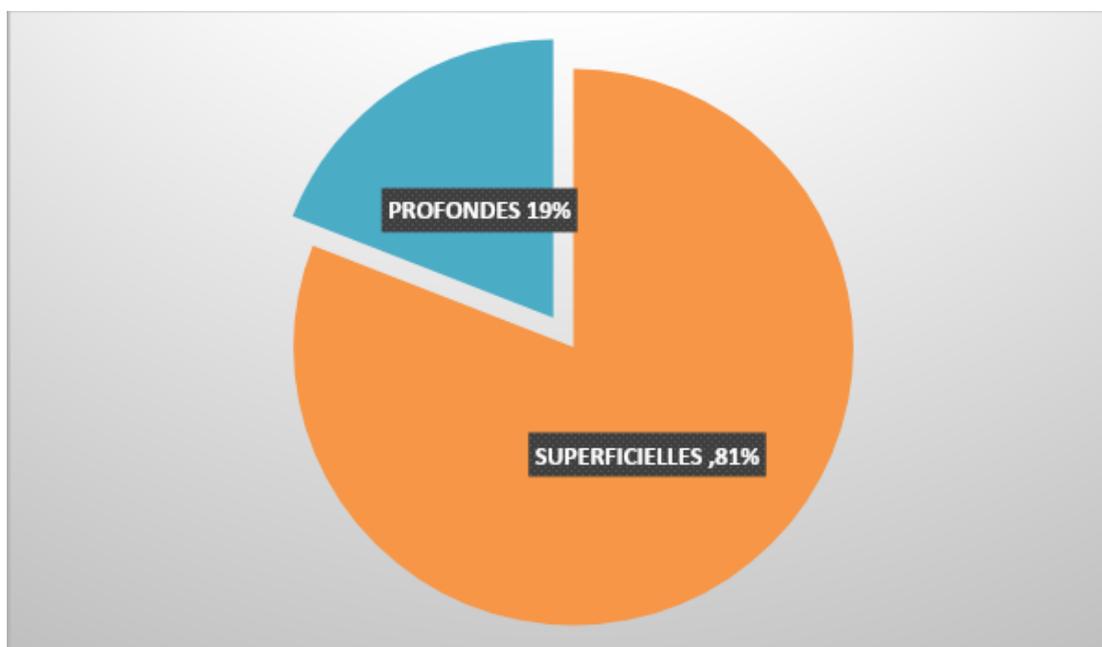


Figure 27 : Répartition des cas selon le type d'infection.

I.4. Répartition selon le type de mycoses superficielles

Parmi les 34 patients atteints de mycoses superficielles, certains présentent plus d'une localisation. Les épidermomycoses dominent les mycoses superficielles (Tableau 12 et Figure 28) et représentent 17/40 de l'ensemble des prélèvements, soit 42,5 %. Quant aux onychomycoses, elles présentent un taux de 35%, ce qui correspond à 14/40 échantillons.

Tableau 12 : Répartition des cas selon le type de mycoses superficielles.

ATTEINTES	NOMBRE	POURCENTAGE
Teignes du cuir chevelu	9	22,5
Onychomycoses	14	35
Epidermomycoses	17	42,5
Total	40	100

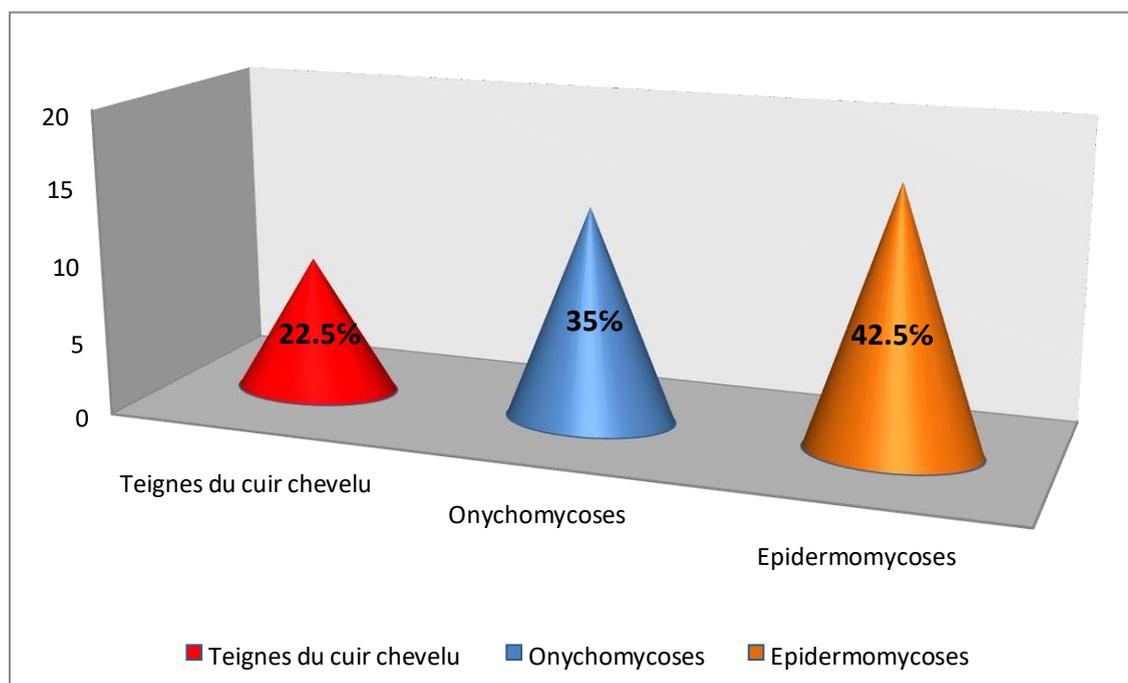


Figure 28: répartition des cas selon le type de mycose superficielle.

I.5. Répartition selon le type de mycoses profondes

Les mycoses profondes au niveau des urines sont les plus fréquentes avec 3/8 des prélèvements effectués soit un taux de 37.5%, suivies des LCR et des prélèvements vaginaux avec un taux similaire de 25% soit 2/8 de l'ensemble des cas (Tableau 13 et Figure 29).

Tableau 13 : Répartition des cas selon le type de mycoses profondes.

ATTEINTES	NOMBRE	POURCENTAGE
LCR	2	25
PRELEVEMENT VAGINALE	2	25
SELLES	1	12.5
URINES	3	37.5
TOTAL	8	100

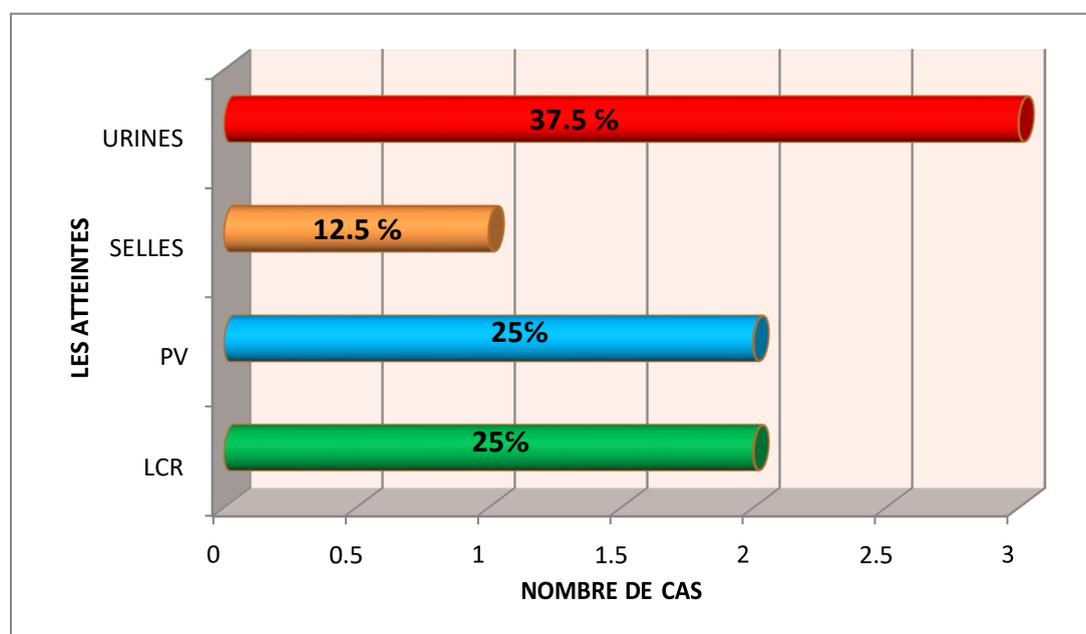


Figure 29: Répartition des cas selon le type d'échantillon.

I.6. Répartition selon la positivité des cas

Sur les 42 prélèvements effectués, les cas positifs représentent presque les $\frac{3}{4}$ de l'ensemble des cas étudiés avec un taux de 71%, soit 30/42 (Tableau 14 et Figure 30).

Tableau 14: Répartition des prélèvements selon la positivité des cas.

LES CAS	NOMBRE DE Patients	POURCENTAGE
POSITIF	30	71
NEGATIF	12	29
TOTAL	42	100

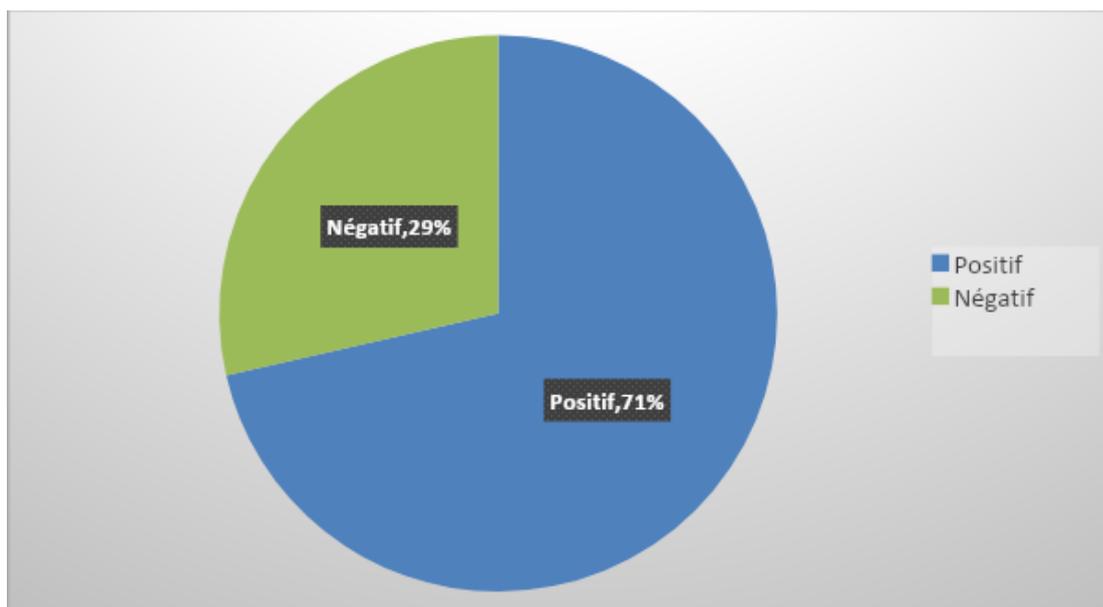


Figure 30 : Répartition selon la positivité des cas.

I.7. Répartition selon l'agent pathogène

Selon les résultats notés, les levures représentent 14/30, soit un taux de 47%. Quant aux dermatophytes, ils sont au nombre de 13/30, ce qui correspond à un taux de 43%. Ces agents pathogènes semblent être les plus dominants dans notre étude (Tableau 15 et Figure 31).

Tableau 15: Répartition des cas selon l'agent pathogène.

AGENT PATHOGENE	DERMATOPHYTES	LEVURES	MOISSISSURES	TOTAL
NOMBRE	13	14	3	30
POURCENTAGE	43	47	10	100

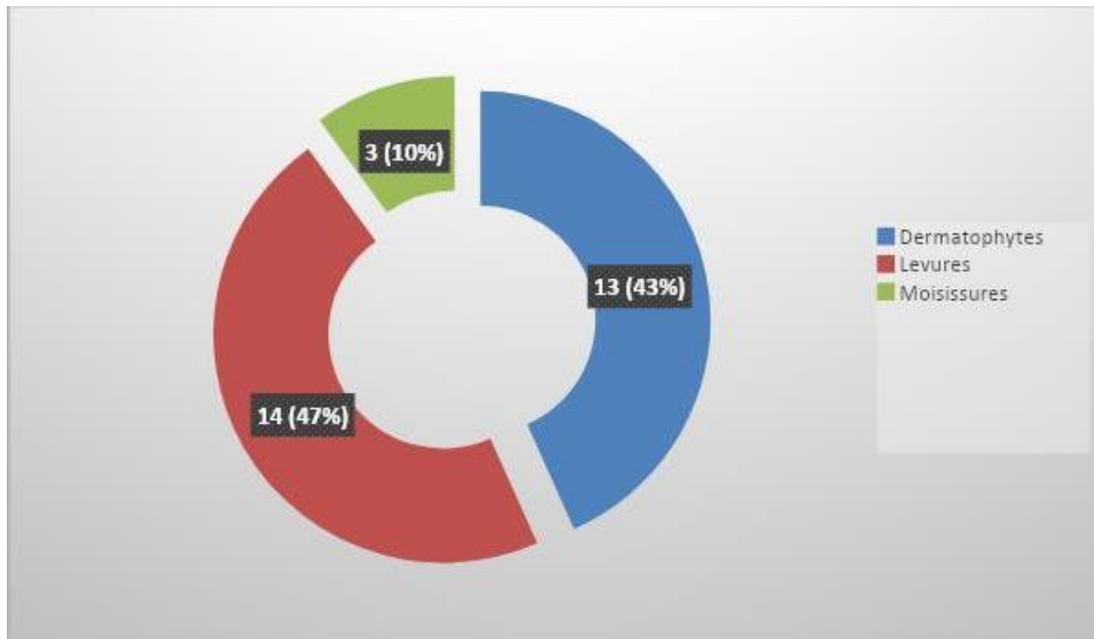


Figure 31: Répartition de la population selon l'agent pathogène.

NB : les contaminants des moisissures représentent 10%.

I.8. Répartition selon l'espèce fongique isolée

Les données récoltées nous ont permis de répartir les espèces fongiques isolées selon leur appartenance aux champignons filamenteux ou bien aux levures.

I.8.1. Les champignons filamenteux

Selon les données répertoriées dans le tableau 16 et la figure 32), l'espèce *Trichophyton rubrum* représente 6/13 des champignons filamenteux isolés soit un taux de 46% et donc elle s'avère être l'espèce la plus dominante.

Tableau 16: répartition des cas selon l'espèce fongique isolée (dermatophytes).

	Nombre	Pourcentage
DERMATOPHYTES	13	100
<i>Trichophyton rubrum</i>	6	46
<i>Microsporum canis</i>	5	38
<i>Trichophyton violaceum</i>	2	16

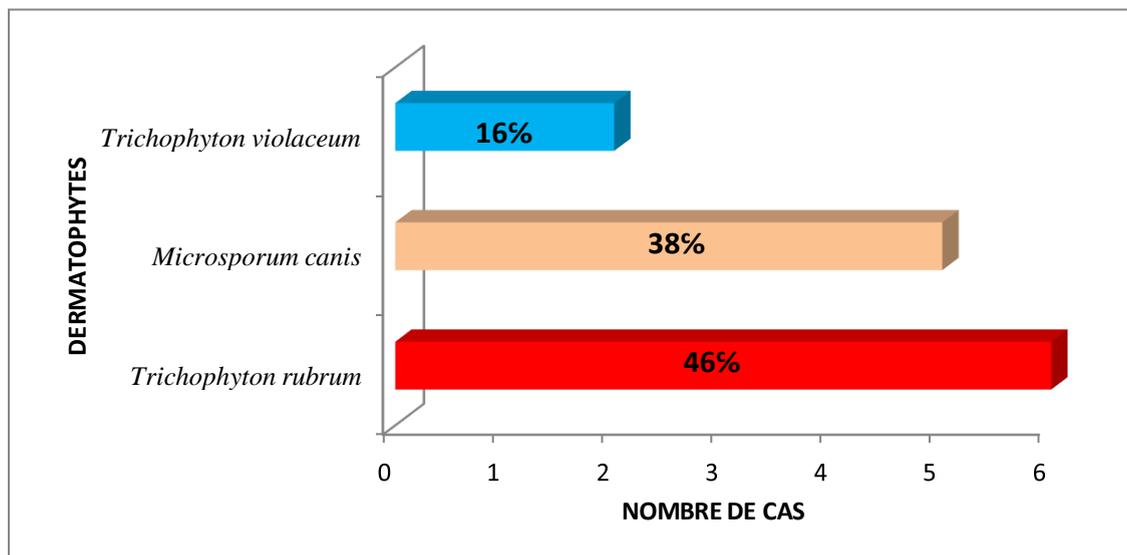


Figure 32: Répartition des cas selon l'espèce fongique isolée (dermatophytes).

I.8.2. Les levures

D'après les résultats obtenus (Tableau 17 et Figure 33), les espèces *Candida albicans* et *Malassezia* sp. représentent respectivement 5/14 et 5/14, soit un taux de 36 % englobant presque les $\frac{3}{4}$ des levures isolées.

Tableau 17 : Répartition des cas selon l'espèce levurienne isolée.

	Nombre	Pourcentage
Levures	14	100
<i>Candida albicans</i>	5	36
<i>Candida non albicans</i>	4	28
<i>Malassezia .sp</i>	5	36

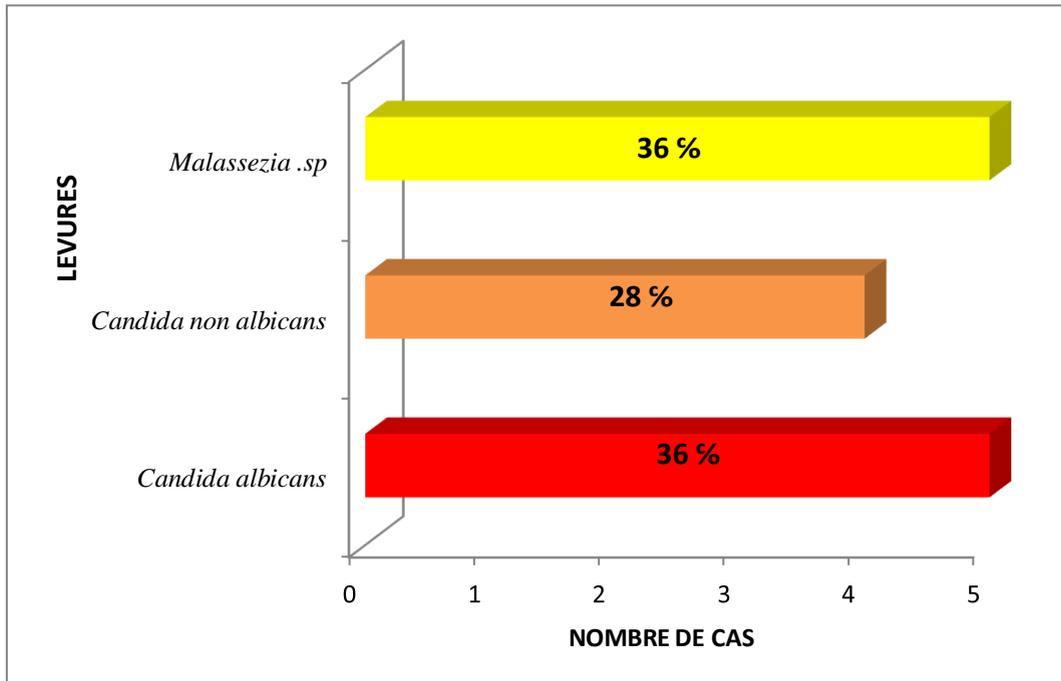


Figure 33: Répartition des cas selon l'espèce de levures isolées.

I.9. Identification classique des dermatophytes isolés

Pour les dermatophytes, l'isolement des cultures a déterminé la présence de 3 différentes espèces. *Trichophyton rubrum* qui a été clairement dominante et retrouvé chez 6 patients avec un pourcentage de 46% de l'ensemble des cas isolé (13 cas), suivi de *Microsporum canis* qui représente 38% des cas et *Trichophyton violaceum* retrouvé chez 2 patients seulement (16%).

Les critères micro et macroscopique ont été des facteurs clés pour l'identification de ces espèces.

1.9.1. *Trichophyton rubrum*

➤ Caractéristiques macroscopiques

Après ensemencement sur gélose inclinée Sabouraud-chloramphénicol et Sabouraud-chloramphénicol-actidione, nous observons une colonie duveteuse blanche recouverte de filaments blanc. Au verso, apparait un pigment rouge foncé. Ces caractères macroscopiques seraient apparentés à l'espèce *T. rubrum*, comme illustré par la littérature (Figure 34). En effet, notons que durant notre stage, certaines photos n'ont pas été prises.

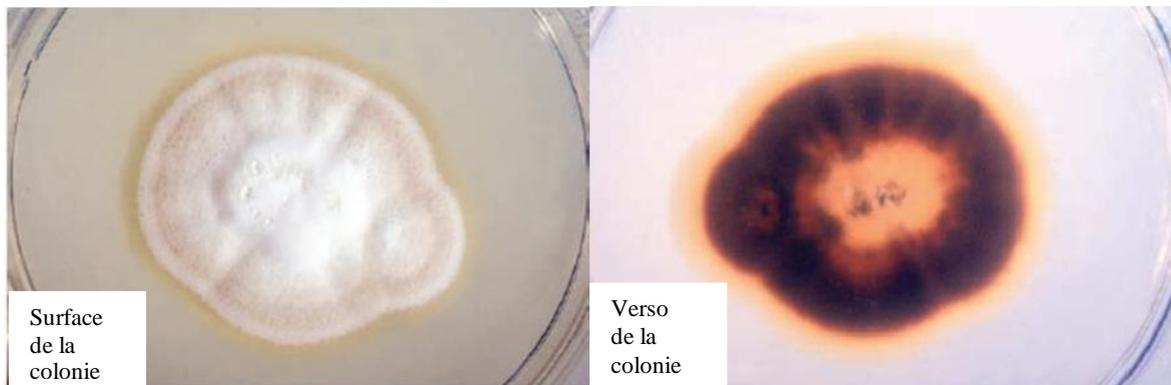


Figure 34 : Surface et verso de la colonie de *Trichophyton. rubrum* (Walsh *et al.*, 2018).

➤ Caractéristiques microscopiques

L'observation microscopique a permis de mettre en évidence des filaments fins avec des spores piriformes et en disposition alternée de ces dernières d'un côté et de l'autre du filament ycélien perpendiculairement (Figure 35).

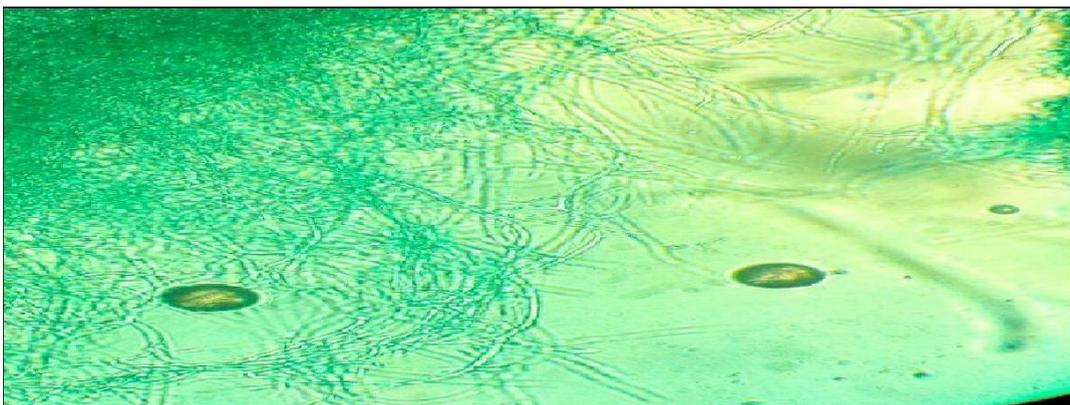


Figure 35 : Examen microscopique de *T. rubrum* (G X 40).

1.9.2. *Microsporium canis*

➤ Caractéristiques macroscopiques

Les résultats obtenus révèlent une culture caractérisée par des petites colonies duveteuses étoilées blanche au recto et la présence d'un pigment jaune orangé au verso, (Figure 36). Ces critères morphologiques ont été notés après 5 à 6 jours d'incubation (croissance rapide).

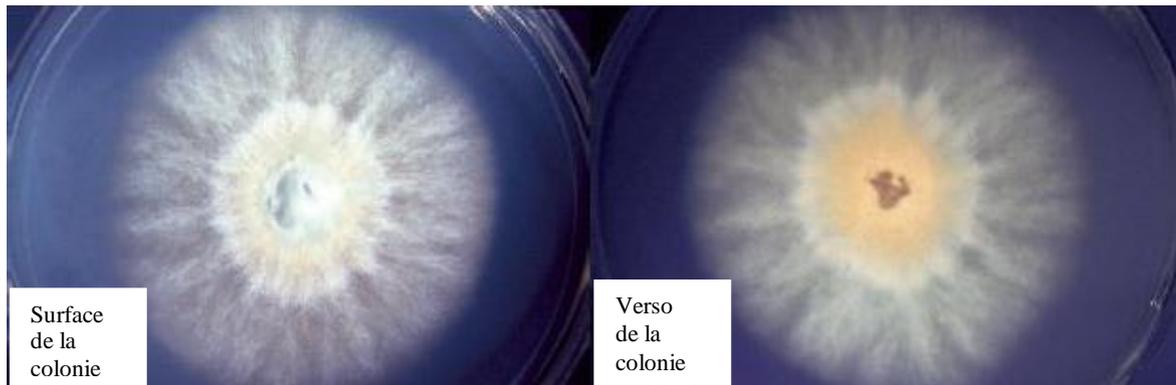


Figure 36 : Surface et verso d'une colonie de *Microsporium canis* (Walsh *et al*, 2018).

➤ Caractéristiques microscopiques

L'aspect microscopique de la souche est caractérisé par des filaments mycéliens fins et réguliers apparents avec des macroconidies à paroi épaisse, pointue à l'extrémité, renflées au centre, contenant de 6 à 10 logettes (Figure 37).

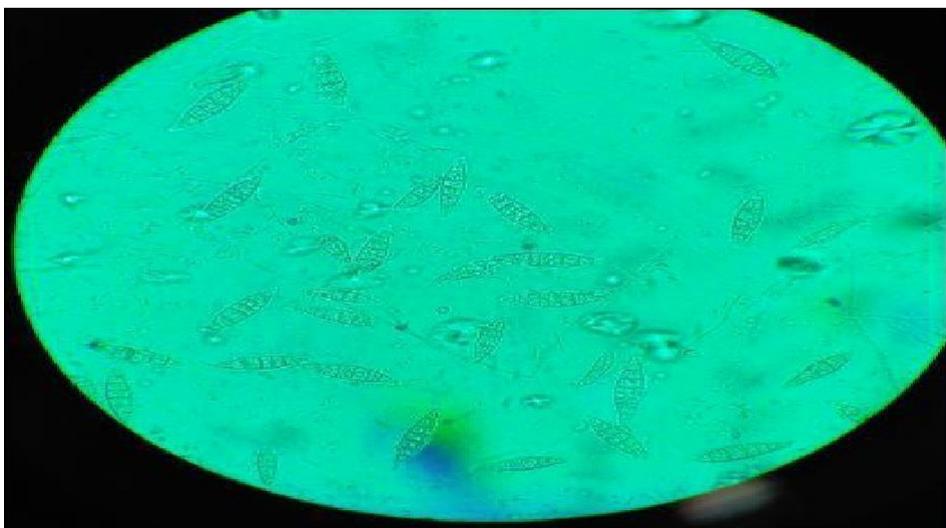


Figure 37 : aspect microscopique de *M. canis* (GX40).

I.7.3. *Trichophyton violaceum*

➤ Caractéristiques macroscopiques

Après ensemencement sur milieu Sabouraud, les colonies apparaissent au bout de 10 à 15 jours d'incubation à 27°C. Les cultures originales sont cireuses, plissées, bombées. La couleur caractéristique violet clair à foncé se manifeste dans le recto et verso de la colonie (Figure 38).

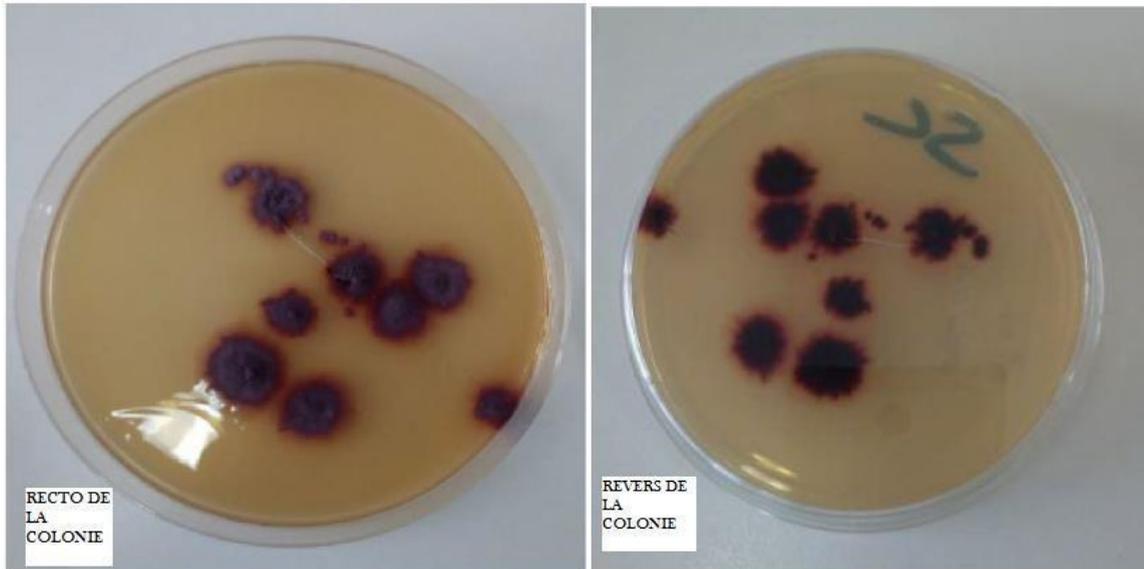


Figure 38: Aspect macroscopique (Surface et verso) de *Trichophyton violaceum*.

➤ Caractéristiques microscopiques

Les hyphes de la souche sont enchevêtrés, ramifiés, irréguliers et granuleux. granuleuses, avec des chlamydoconidies intercalaires. Les microconidies et les macroconidies ne sont pas habituellement observées sur les milieux de routine (Figure 39).

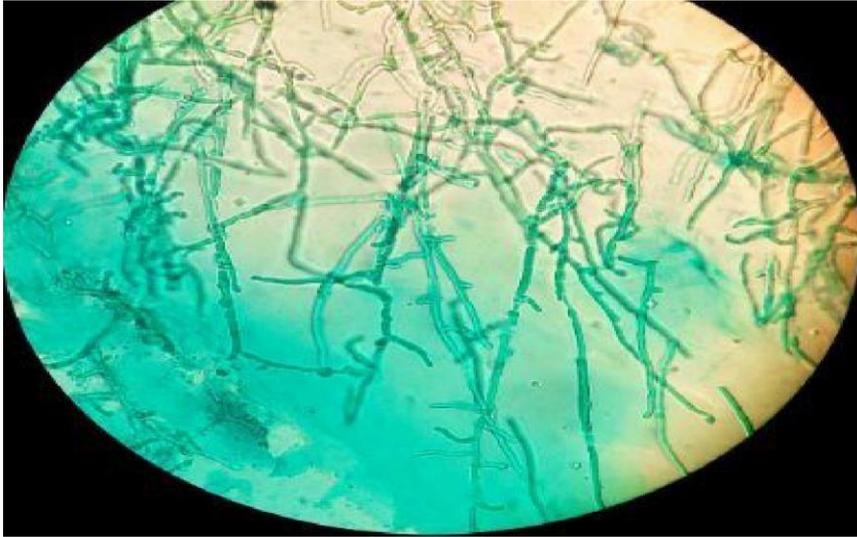


Figure 39 : Aspect microscopique de *Trichophyton violaceum* (G X 40).

I.10. Identification classique des levures

Pour les cultures levuriennes, l'isolement est dominé par un seul genre pour les 9/42 cas ; il s'agit du genre *Candida*. Les autres prélèvements révèlent des souches appartenant au genre *Malassezia*, pour 5/42 échantillons et qui ont déjà été identifiés par la technique du Scotch-test au préalable dans l'examen direct. En effet, la culture sur les deux milieux Sabouraud-Chloramphénicol (SC) et Sabouraud Chloramphénicol-Actidione (SCA) a montré la présence de colonies blanches et crémeuses.

L'examen microscopique de ces colonies a montré la présence de cellules ovoïdes, bourgeonnantes, et parfois des filaments mycéliens.

L'identification a permis d'observer : *Candida albicans* et *Candida non albicans* grâce au test de filamentation (TF) et le test de chlamydosporulation.

I.10.1. *Candida albicans*

➤ Caractères macroscopique

L'aspect visuel des cultures permet de noter des colonies blanchâtres, crémeuses, lisses sur les deux milieux SC et SCA. Présence de filaments qui adhèrent à la gélose et qui se développent très rapidement, généralement mature dans 3 à 5 jours (Figure 40).



Figure 40: Aspect macroscopique de *Candida albicans*.

➤ **Caractères microscopiques**

L'observation microscopique met en évidence des cellules de petite taille, ovoïdes et bourgeonnantes (Figure 41).

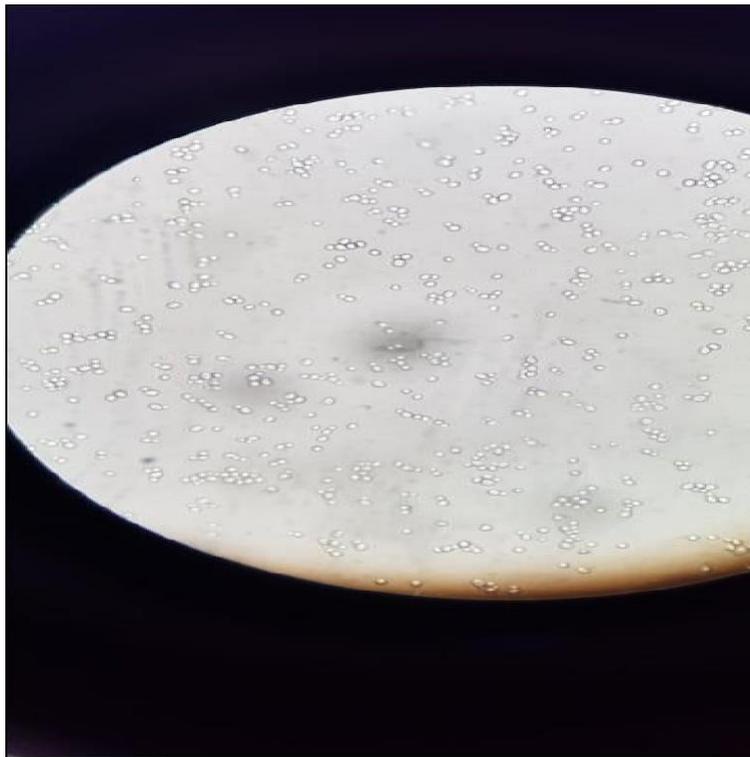


Figure 41 : Examen microscopique de *C. albicans* (GX40).

➤ Résultats des tests de filamentation et de chlamydosporulation

Les résultats du test de filamentation et du test de chlamydosporulation ont démontrés les caractéristiques microscopiques nécessaires pour l'identification de l'espèce *Candida albicans* qui sont mentionnées dans les figures 42 e 43.

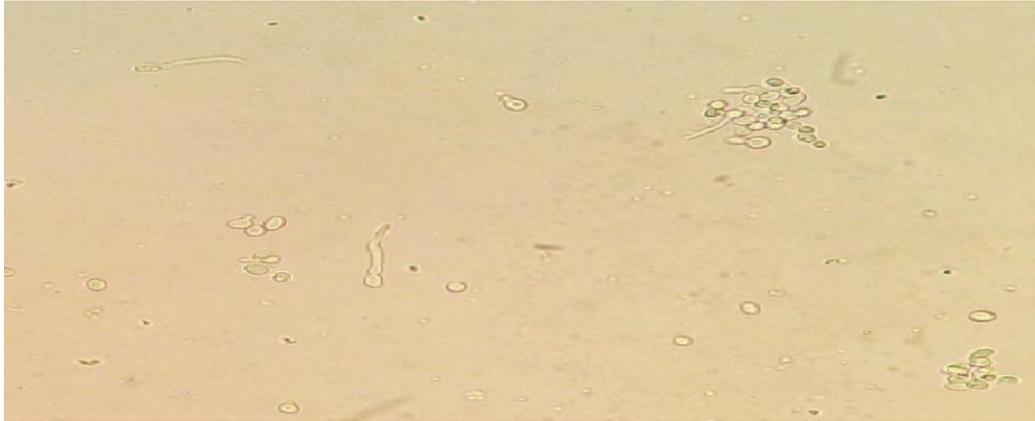


Figure 42 : Aspect microscopique de la forme de résistance de *Candida albicans* (Tubesgerminatifs) après le test de filamentation (G x40).

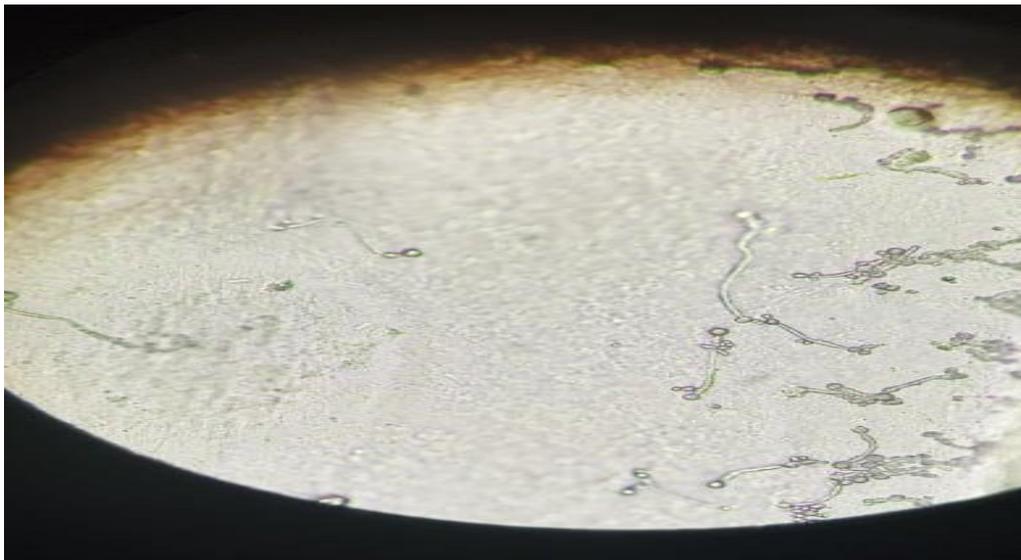


Figure 43 : Aspects microscopique de *Candida albicans* après le test de chlamydosporulation (G x40).

I.10.2. Malassezia sp.

Les résultats de l'aspect microscopique de *Malassezia .sp* ont été observé à l'examen direct (Scotch-test) sont mentionnés dans la figure 44. On observe au microscope des levures rondes ou bien ovales, groupées en amas donnant un aspect en «grappe de raisin».

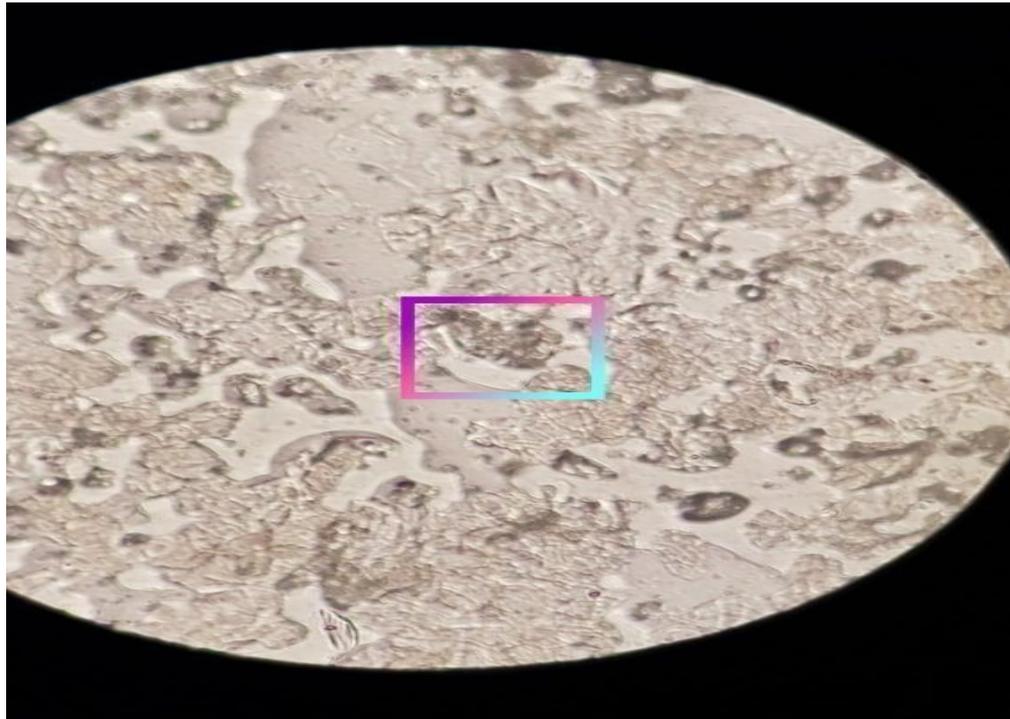


Figure 44 : Aspect microscopique de *Malassezia .sp* (grappe de raisin) (G x40).

II. Discussion

Notre étude menée au Laboratoire Central de l'Établissement Hospitalier de Didouche Mourad à Constantine avait pour but d'isoler et d'identifier des espèces fongiques responsables de mycoses, à l'aide de différentes techniques de diagnostic.

Lors de la période de réalisation de notre étude sur les 42 patients qui se sont présentés en consultation, 30/42 prélèvements se sont avérés être positifs, soit un taux de 71%.

Au Maroc au sein du service de Parasitologie-Mycologie de l'hôpital IBN SINA de Rabat dans une étude similaire à la nôtre, l'origine mycologique a été confirmée dans 51,3% des cas (El Hassani, 2013) soit un taux inférieur à celui retrouvé dans notre travail. Cette différence pourrait s'expliquer par la durée de l'étude.

Au cours de ce travail, 64% de nos échantillons ont été prélevés chez les sujets de sexe féminin et 36% chez les sujets de sexe masculin soit un sex-ratio H/F de 0,56. Ce résultat est en corrélation avec une autre étude au Maroc avec une prédominance féminine de 58,66% et un sex-ratio de 0,7 (Kamil, 2015) mais également en Tunisie (Jaouadi *et al.*, 2014).

La répartition selon l'âge des patients a montré que la moyenne d'âge de ces derniers était de 28.59 ans, ce qui n'est pas des résultats observés par Kamil (2015) où l'âge moyen des patients était de 32.67 ans. Il en ressort, également de notre étude, que la tranche d'âge la plus touchée est celle des patients dont l'âge est compris entre 1 an et 10 ans avec un taux de 33%, suivi de celle qui regroupe les malades âgés de 50- 60 ans avec un taux de 26%. Enfin en troisième position la tranche d'âge qui comprend ceux âgés de 20 à 30 ans avec un pourcentage de 12%.

Sur le plan clinique et avant les résultats des prélèvements, cette étude a montré une prédominance des mycoses superficielle avec un taux de 81% (34/42 cas) contre un taux de 19% (08/42 cas) pour les mycoses profondes. Cette prédominance des mycoses superficielles a été également démontrée au Maroc lors de l'étude d'El Hassani (2013) avec un taux de 88,92% pour les mycoses superficielles et un taux de 11,01% pour les mycoses profondes.

Dans les mycoses superficielles, nous avons observé que les épidermomycoses sont prédominantes avec un taux de 42,5%, suivi des onychomycoses avec un taux de 35% et les teignes du cuir chevelu à 22,5%. Par contre dans une étude réalisée en 2012 au CHU de Batna sur les mycoses superficielles, une prédominance des onychomycoses avec un taux de 32% a

été notée, suivi des épidermomycoses avec un taux de 25% (Chalgham *et al.*, 2012). Ce même résultat a été observé au Maroc avec 54,13% pour les onychomycoses et 42,72 % pour les épidermomycoses (El Hassani, 2013).

Quant à la relation type de mycose – sexe, nous avons remarqué une prédominance féminine lorsqu'il s'agit des atteintes unguéales (onychomycoses). Cette tendance a été confirmée au CHU de Casablanca au Maroc (Halim *et al.*, 2013) et au Sénégal (Diongue *et al.*, 2016). Cette prédominance peut être également soutenue par la différence structurale de l'ongle des deux sexes : la lame unguéale est plus fine chez la femme (0,5mm contre 0,6 mm chez l'homme). La vitesse de croissance unguéale est plus rapide chez le sexe masculin (Scher *et Daniel*, 2007). Cette hypothèse n'est pas soutenue par d'autres auteurs qui soulignent l'inexistence de différence entre les deux sexes (Viguié- vallante *et Bonnet*, 2014).

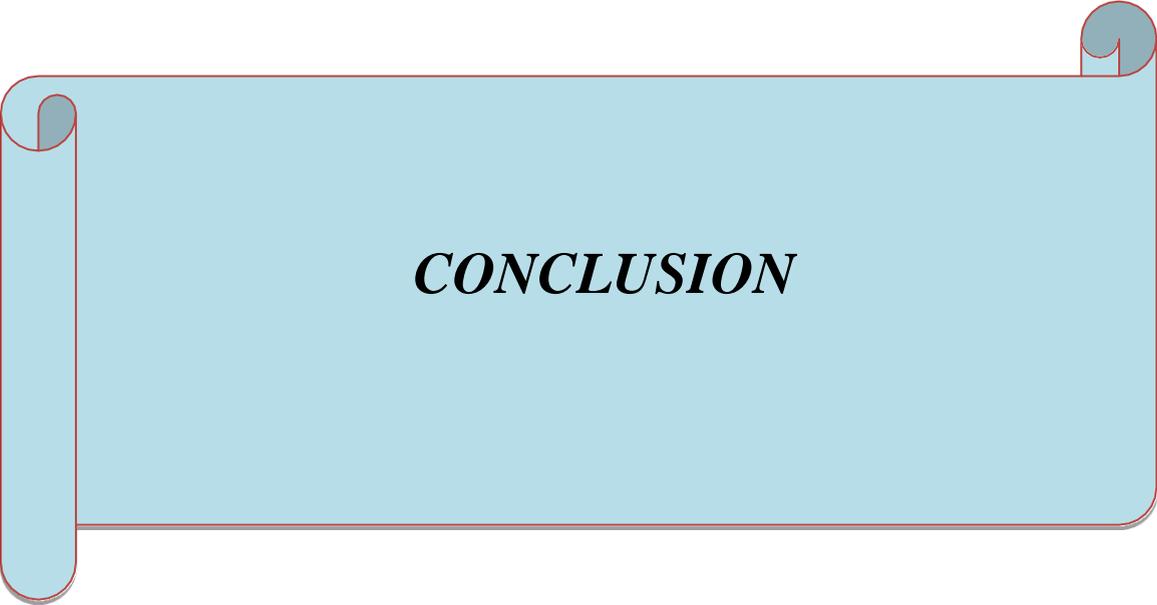
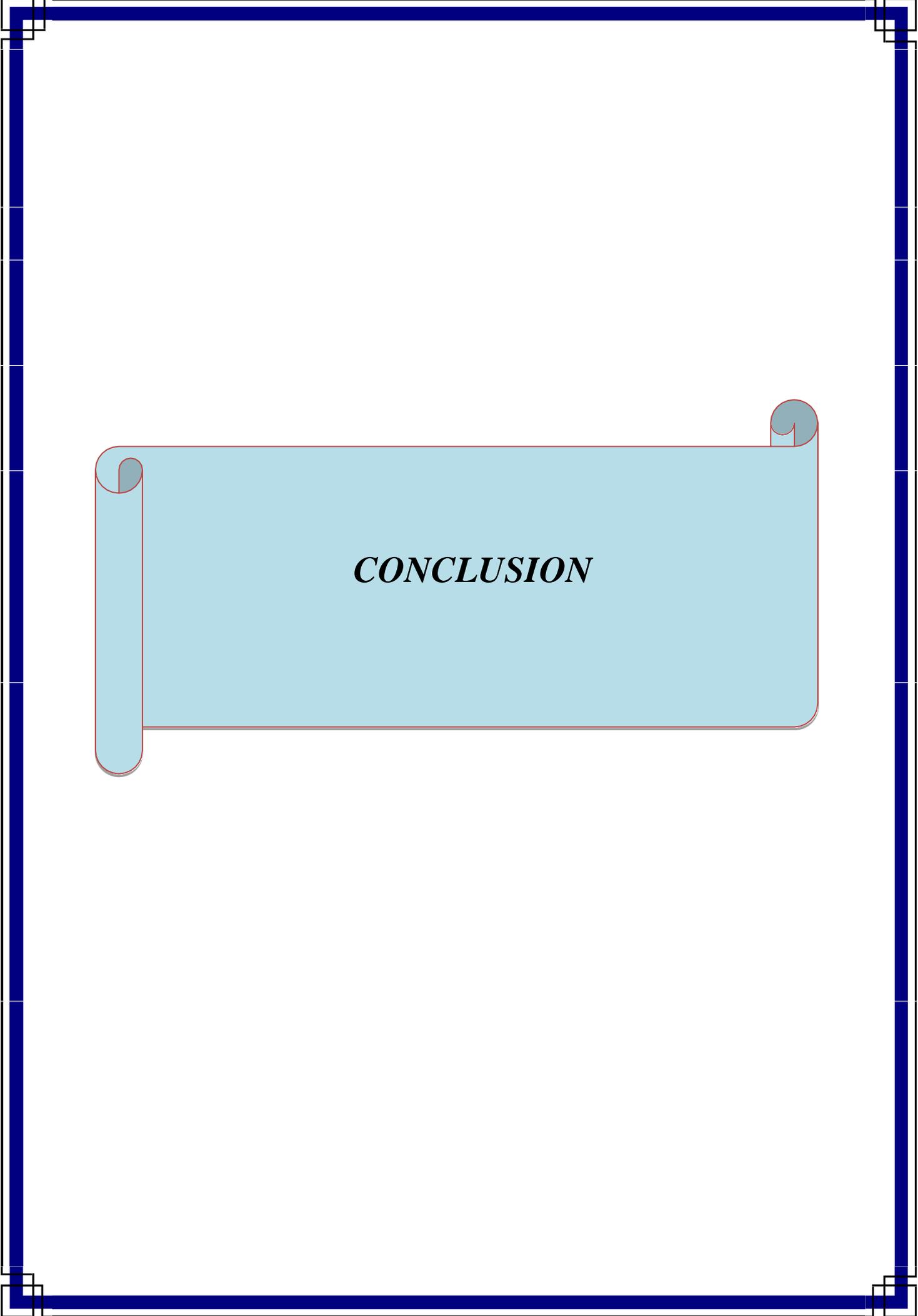
Concernant les teignes du cuir chevelu (TCC), elles touchent particulièrement les enfants. En effet lors de notre étude, nous avons remarqué que 8/9 des teignes du cuir chevelu (89%) étaient présentes chez les patients âgés entre 1 et 10 ans. Ce qui a, également, été corroboré par d'autres études, notamment, celle réalisée au CHU de Constantine et qui a démontré que les teignes du cuir chevelu étaient fréquentes chez les enfants d'âge scolaire (Benmezdad *et al.* 2012), mais également en Tunisie (Mebazaa *et al.*, 2010), au Maroc (El Hassani, 2013) et en France (Fenaux *et al.*, 2013).

Enfin pour ce qui est des mycoses profondes, elles sont assez rares et ne représentent que 9% de l'ensemble des mycoses enregistrées dans notre étude. Les mycoses urinaires sont prépondérantes avec un taux de 37,5%, suivi des LCR (liquide céphalorachidien) avec un taux de 25 %, les prélèvements vaginaux avec un taux de 25% et les prélèvements des selles avec un taux de 12,5%.

L'identification des agents pathogènes responsables des mycoses a montré que les levures sont les champignons les plus fréquemment isolés avec un taux de 47% contre un taux de 43% pour les dermatophytes. Enfin les moisissures qui sont considérées comme des contaminants représentent un taux de 10%. Une étude prospective réalisée récemment au niveau du laboratoire de Parasitologie-Mycologie du CHU Nedir Mohamed de Tizi-Ouzou a confirmé la prédominance des levures avec un taux de 66,77% contre un taux de 33,33% pour les dermatophytes (Louaguenouni *et al.*, 2019). Parmi ces derniers, l'espèce *Trichophyton rubrum* est majoritaire, et représente un taux de 46% de l'ensemble des dermatophytes isolés, suivi de *Microsporum canis* avec un taux de 38% et au troisième rang *Trichophyton violaceum* avec un pourcentage de 16%. Il a démontré que *Trichophyton*

rubrum est, également, l'espèce la plus retrouvée dans l'étude réalisée du CHU de Tizi-Ouzou (Louaguenouni *et al.*, 2019) mais aussi au Maroc avec un taux de 93,42% (El Hassani, 2013) et en Tunisie où il a été isolé avec un taux de 77% (Neji *et al.*, 2011). Cependant en France, *Trichophyton rubrum* vient en 2^{ème} position après l'espèce *Trichophyton tonsurans* (Aznar *et al.*, 2007). Cette constatation a été notée aussi en Iran où le taux de *T. rubrum* était de 26% (Bassiri-Jahromi *et al.*, 2009) et en Égypte avec un taux 12,4% (Aboueisha AMI et El-Mahllawy, 2013).

Concernant les levures, elles sont dominées dans notre travail par deux espèces : *Candida albicans* et *Malassezia sp.* qui enregistrent un taux similaire de 36%, suivi de *Candida non albicans* avec un taux de 28%. La prédominance de *Candida albicans* a été également confirmée par l'étude menée au CHU de Tizi-Ouzou, au Maroc avec un pourcentage de 53,71%, en Tunisie au CHU de Sfax (Makni *et al.*, 2010), suivi de *Candida non albicans* avec un taux de 34,28% (Baino *et al.*, 2016). Quant aux espèces *Fusarium spp.* et *Alternaria*, elles représentent 10% de moisissures isolées dans notre étude. *Aspergillus sp.* est la moisissure la plus isolée avec un taux de 49,42%. C'est ce qui a été constaté à l'hôpital IBN SINA de Rabat au Maroc (El Hassani, 2013).



CONCLUSION

Les techniques de diagnostic mycologique jouent un rôle important pour isoler et identifier les espèces fongiques responsables des infections mycosiques telles que les mycoses superficielles, les mycoses profondes et les mycoses sous-cutanées. Ces techniques d'isolement et d'identification diffèrent selon la localisation de la lésion.

L'examen direct permet d'orienter le diagnostic s'il est positif, mais sa négativité n'exclut pas la présence de l'agent pathogène. Quant à l'identification des espèces, elle se base sur l'observation des aspects macroscopiques et microscopiques des colonies obtenues après culture.

Malgré une durée limitée de notre stage pratique, nous avons recensé un nombre de 42 patients présentant une infection mycosique qu'elle soit d'origine superficielle ou profonde dont 30 prélèvements ayant un résultat positif, soit un taux de 71%.

Les résultats de notre étude, mais également des autres travaux, démontrent clairement que la majorité des prélèvements sont réalisés sur des atteintes superficielles avec un taux de 81%. En se basant sur l'aspect clinique, nous retenons que les épidermomycoses sont les lésions superficielles les plus retrouvées avec un taux de 42,5% suivies au deuxième rang par les atteintes unguéales (onychomycoses) avec un taux de 35 %. En ce qui concerne les mycoses profondes, les prélèvements d'urine sont les plus fréquents avec un taux de 37,5%.

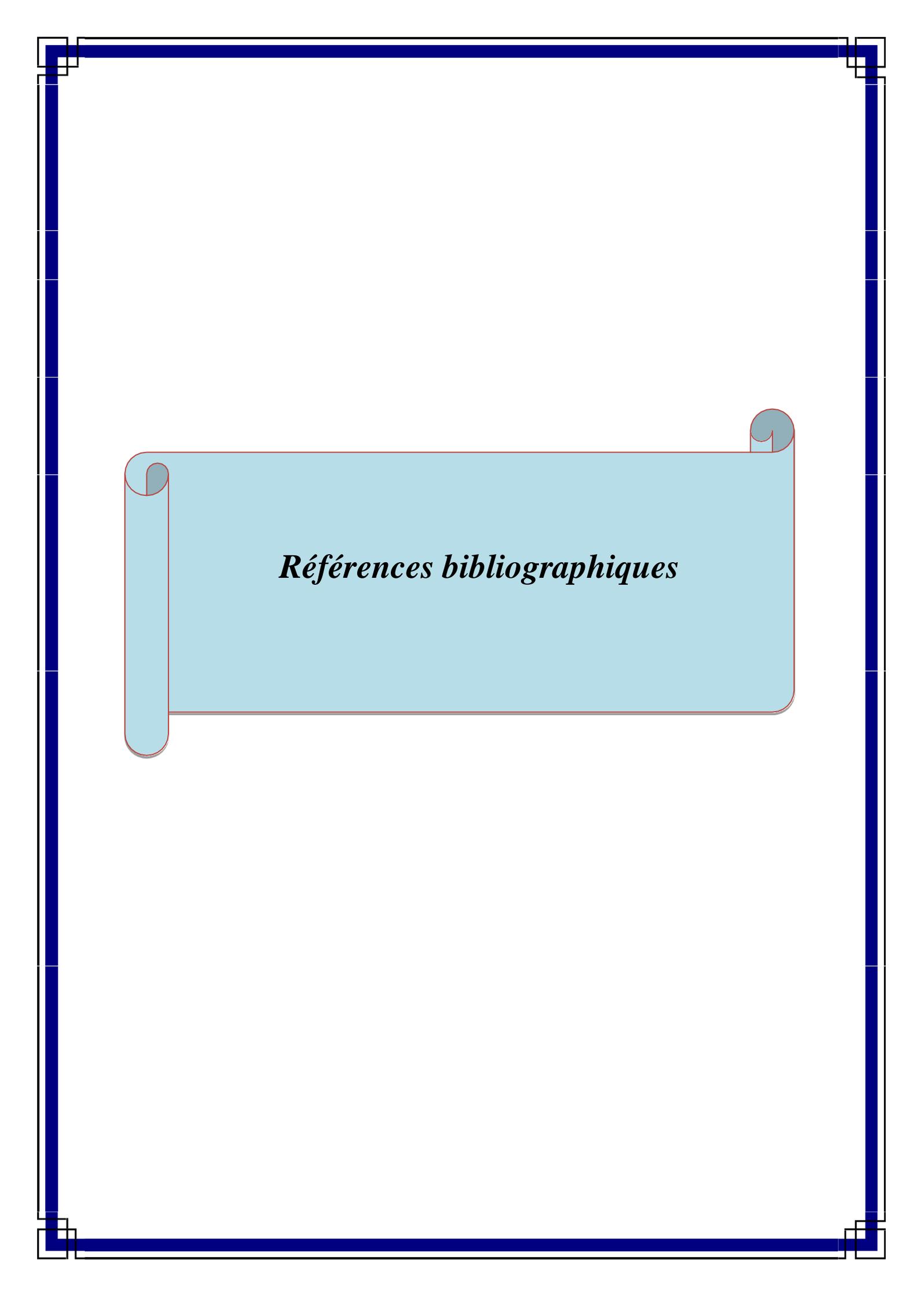
D'après les résultats obtenus, notre étude révèle que les levures sont le groupe fongique le plus isolé avec un taux de 47% et une prédominance des espèces *Candida albicans* et *Malassezia.sp.* avec un taux identique de 36%. Concernant les dermatophytes, nous avons noté une prédominance de *Trichophyton rubrum* qui vient au premier rang avec un taux de 46%. Les moisissures sont les moins incriminées dans notre étude avec un taux de 10% et sont considérées dans la plupart des cas comme des contaminants.

Pour conclure ce travail, il est important de noter qu'un traitement efficace des mycoses existe, cependant, les récurrences restent fréquentes. Pour pallier à cela, certaines règles d'hygiène et des conseils avisés sont de mise.

Prévention

- Utiliser des savons acides dans les cas de dermatophyties, et des savons neutres ou alcalins dans les cas de candidoses.

- 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 Contamination intra et interfamiliale.
- Chez les personnes diabétiques (l'immuno-incompétence), un respect de l'équilibre glycémique sera indispensable. En effet, les champignons se développent rapidement en présence de sucre.
- Veillez pratiquer une bonne hygiène.
- Ne partagez pas vos vêtements, vos serviettes ou d'autres articles personnels.
- Portez des vêtements propres tous les jours, en particulier des chaussettes et des sous-vêtements.
- Choisissez des vêtements et des chaussures qui respirent bien. Évitez les vêtements et les chaussures trop serrés.
- Veillez-vous sécher correctement avec une serviette propre et sèche après la douche, le bain ou la baignade.
- Portez des sandales ou des tongs dans les vestiaires au lieu de marcher pieds nus.
- Essuyez les surfaces partagées, comme les équipements de gym ou les tapis.
- Ne vous approchez pas des animaux qui présentent des signes d'infection fongique, comme une fourrure manquante ou un grattage fréquent (Clere, 2011 ; Clere 2009, Seladi-Schulman, 2020).



Références bibliographiques

- ✚ Aboueisha AM1, El-Mahallawy H. (2013). *Public health significance of dermatophytes in Ismailia and Port Said Provinces, Egypt.* *Med. Mycol. J.* Vol. 54, Page 123 - 129.

- ✚ Anane S, Kaouech E, Zouari B, Belhadj S, Kallel K, Chaker E. *Les candidoses vulvovaginales : facteurs de risque et prise en charge diagnostique.* *J. Mycol.Méd.* (2009) 19,203-219.

- ✚ ANOFEL : ASSOCIATION FRANÇAISE DES ENSEIGNANTS DE PARASITOLOGIE ET MYCOLOGIE. *Candidoses.* Université Médicale Virtuelle Francophone ; 2014.

- ✚ ANOFEL : ASSOCIATION FRANÇAISE DES ENSEIGNANTS DE PARASITOLOGIE ET MYCOLOGIE. *Mycoses* [En ligne]. Université Médicale Virtuelle Francophone. 2016. Disponible sur : <https://campus.cerimes.fr/parasitologie/enseignement/mycologie/site/html>.

- ✚ Aoufi.H *Le profil épidémiologique et diagnostique des mycoses au CHU de Rabat (étude menée à partir des services de parasitologie 2001-2003).* Thèse Médecine n°242.2005.

- ✚ Aoufi.S, Elmaataoui.A, Elmoustachi.A, Lyagoubi.M, *Eumycetoma due to Madurella mycetomatis from two cases of black grain mycetoma in Morocco,* *J.Mycol. Méd.* (2011) 21, 281-284.

- ✚ Barnett. J.A, Payne. R.W, and Yarrow .D. *Yeasts Characteristics and Identification* . 3rd Edition. Cambridge. University Press; 2000. 1150 p.

- ✚ Bassaid.H, Adjmi-Hamoudi, Bellahsene.Z. (2016). *Identification des levures du Genre Malassezia isolées de patients atteints de Pityriasis versicolor.* *Ann.Dermatol. Vénéreol.*, Vol. 143, Pages S338-S339.

- ✚ Beghin. D, Vanbreuseghem. R, 1974. *Prévalence et incidence de la teigne scolaire dans la ville de Grombalia, Cap Bon (Tunisie).* *Pasteur Tunis*;51:35-8.

- ✚ Benmezdad. A, Moulahem. T, Benyazzar. M, Djaballah. M, Beldjoudi. W, et Fendri A.H. (2012). *Les teignes du cuir chevelu au CHU de Constantine (Algérie)*. *J.Mycol.Méd.*, Volume 22, Issue 4. Pages 354-356.

- ✚ Ben Salah. I, Makni. F, Cheikhrouhou. F, et al. (2010). *Les levures du genre Malassezia: pathologie, milieux d'isolement et d'identification*. *J. Mycol. Méd.*, vol 20, n° 1, pages 53-60.

- ✚ Bertholom. C, *Les infections fongiques de l'ongle*. OptionBio | Lundi 23 mai 2011 | n° 455.

- ✚ Bonnetblanc.J.M. *Infections cutané-muqueuses bactériennes et mycosiques infections à dermatophytes de la peau glabre, des plis et des phanères*. *Ann. Dermatol. Vénéreol.* (2008)135S, F49-F53

- ✚ Bouchara J.P, Brun. S, Chabasse. D, De Gentile. L, Penn. P, 2004. *Les dermatophytes*. *Cahier de Formation Biologie Médical n °31, Bioforma*.

- ✚ Bouchara J-P, Pihet. M, De Gentile. L ,et Chabasse. D. (2010). *Les levures et levureses*. *Cahier de bioformation Biologie médicale*. N° 44. Pages 14-34.

- ✚ Bouchet. P, Legin. H, Gassita. J. N, Issembe. S, Bobichon. H, Quirin.F,1986. *Isolement d'un composé actif sur les dermatophytes*. *Bull. Soc. Fr. Mycol. Med.*1986; XV:509- 12.

- ✚ Chabasse. D, Bouchara. J.P, Gentile. L, Brun. S, Cimon. B, et Penn. P. 2002. *Cahier de formation Biologie médicale, Les moisissures d'intérêt médical, France : Bioforma*. 160p.

- ✚ Chabasse. D, Danies. M, Guigueni. C, et al. (2010). *Parasitoses et mycoses des Régions tempêtées et tropical*, Pages 504.

- ✚ Chabasse. D, Devloux. M, (2003). *Mycose d'importation, Guides Médi Bio collection dirigée par Jean-claude Nicolas*. Elsevier, 110 pages.

- ✚ Chabasse. D, Guiguen. C, Contet-Audonneau. N,1999. *Mycol. Méd. Editions Masson*, collection Abrégés, Paris, 1999 320p.

- ✚ Chabasse. D, Martin. D, Guiguen. C et Richard-Lenoble. (2007). *Parasitoses et mycoses des régions tempérées et tropicales Edition Anofel Elsevier Masson*. 321 pages.

- ✚ Chabasse. D, M. Pihet. (2008). *Les dermatophytes : les difficultés du diagnostic mycologique. Revue francophone des laboratoires*. Vol 38, N°406, pages 29-38.

- ✚ Chabasse. D. *Mycoses d'importation*. Edition médi-bio. Paris Elsevier 2003.

- ✚ Chabasse. D. *Place du laboratoire dans le diagnostic mycologique d'une onychomycose*. Revue francophone des laboratoires - Mai 2011 - N°432.

- ✚ Chabasse. D, Pihet .M, et Bouchara. J-P ,2009. *Émergence de nouveaux champignons pathogènes en médecine : revue générale ; Rev. Francoph. Lab*, vol. 2009, no416, p.71-86, nov. 2009.

- ✚ Chermette. R, Bussérias. J, 199 3. *Parasitologie vétérinaire : Mycologie*, 179 p.

- ✚ Chevrant-Breton J, et Chevrier. S. (2007). *Infections fongiques systémiques*. In : BessisD.

- ✚ Clere. N. *Comment venir à bout des mycoses ? Actualités pharmaceutiques ; n° 507*, Juin 2011.

- ✚ Clere. N. (2011). *Comment venir à bout des mycoses*. Actualités Pharmaceutiques, Vol 50, Issue 507, Page 36-38.

- ✚ Contet-Audonneau. N, Chabasse . D. *Dermatophytes et dermatophytoses*8-614-A-10.EMC 2011.

- ✚ Contet-Audonneau.N, Jean-Luc Schmutz. *Antifongiques et mycoses superficielles*. Revue Française des Laboratoires, avri12001, N ° 332.Elsevier, Paris. P 37,38.

- ✚ Delorme. J, Robert. A, 1997. *Mycologie médicale*. Décarie Editeur, Québec, 1997.

- ✚ Develoux. M, A.Enache-Angoulvant. *Le diagnostic biologique des mycétomes*. REVUE FRANCOPHONE DES LABORATOIRES - MARS 2011 - N°430.

- ✚ Develoux. M, *Traitement des mycoses rares en dehors des mycoses opportunistes*.8-603-A-20.EMC 2011.

- ✚ Dieng. M.T et Ndiaye. B, 2000, *Efficacité et tolérance du Fenticonazole dans les dermatophyties circinnns de la peau glabre au senegal*. Médecine d'Afrique Noire, 47,346-348.

- ✚ Diongue. K, Diallo. M.A, Ndiaye. M, et al (2016). *Champignons agents de mycoses superficielles isolés à Dakar (Sénégal) : une étude rétrospective de 2011 à 2015*.J. Mycol. Méd. Vol 26, N° 4, pages 368-376.

- ✚ Drillon. S,Frouin. E,Letscher-Bru. V, Donato. L. *Mycoses de l'enfant*. 4-313-A-10. EMC 2011.

- ✚ Drillon. S, Frouin. E, Letscher-Bru. E, Donato. L. (2011). *Mycoses de l'enfant*. Elsevier Masson SAS. EMC 4-313-A-10.

- ✚ Elmaataoui. A, Elmoustachi. A, Aoufi. S, Lyagoubi. M. *Eumycetoma due to Madurella mycetomatis from two cases of black grain mycetoma in Morocco*, J. Mycol. Méd. (2011) 21, 281—284.

- ✚ Elmrini, Meriam *Les otites fongiques* : étude prospective à propos de 70 cas. 2008.

- ✚ Estève. E, Rousseau. D, Defo. D, et Poisson. D-M, 2006. *Épidémie de trichophyties cutanées chez les judokas du pôle France d'Orléans* : septembre 2004-juin 2005, *Ann. Dermatol. Vénéreol.*, vol. 133, no6-7, p. 525-529, juin 2006.

- ✚ Fenaux. H, Slimani. Y, Bouges-Michel. C, Brun. S. (2013). *Épidémiologie de teignes du cuir chevelu* : étude rétrospective sur dix ans à l'hôpital Avicenne de Bobigny. *J. Mycol. Méd.*, Volume 23, Issue 1, Page 80.

- ✚ Feuilhade. M. De Chauvin. *Dermatomycoses.2-0740*; EMC 2011.

- ✚ F.Makni, A.Sellami, H.Trabelsi, H.Sellami, F.Cheikhrouhou, S.Neji, A.Ayadi. *Evolution de la flore des levures isolées au CUH de Sfax, Tunisie. J. Mycol. Méd.* (2010) 20, 42-47.

- ✚ Francis. C, Guillot. B et Guilhou. JJ, édés, *Dermatologie et médecine*, vol. 2 : *Manifestations dermatologiques des maladies infectieuses, métaboliques et toxiques*. Édition Springer- Verlag. France. Pages 37.1 – 37.10.

- ✚ F.Taied, F.Méchaï, A.Lefort, F.Lanternier, M-E .Bougnoux, O.Lortholary. *Prise en charge des infections systémiques à Candida spp. La revue de médecine interne* 32 (2011) 173-180.

- ✚ Halim. I, El Kadioui. F, ET Soussi Abd allaoui. M. (2013). *Les onychomycoses à Casablanca (Maroc). J. Med. Mycol*, Vol. 23, Page 9–14

- ✚ Jaouadi Taha. T, Fakhfakh. N, Kalle. N, et al. (2014). *Aspects épidémiologiques des mycoses superficielles observées dans la région de Tunis. J. Mycol. Méd.*, Vol 24, Issue 3, Pages e128-e129.

- ✚ Kah. N. (2011). *Dermatophyties, candidoses et autres mycoses superficielles: rôles du pharmacien d'officine.*

- ✚ Kah. N. *Dermatophyties, candidoses et autres mycoses superficielles : rôles du pharmacien d'officine.* Thèse de pharmacie 2011. Faculté de Pharmacie de Nancy. Université HENRI POINCARÉ-NANCY1

- ✚ Koenig. H. (2005). *Guide de mycologie médicale.* Ellipses Édition marketing S.A. Paris. 262 Pages.

- ✚ Lange. M, J. Roszkiewicz, A. Szczerkowska-Dobosz, E. Jasiel-Walikowska, et B. Bykowska. 2006. *Onychomycosis is no longer a rare finding in children, Mycoses,* vol. 49, No one, p. 55–59, 2006.

- ✚ Mebazaa . A, Fathallah. K, El Aouamri. S, Gaied Meksi. N, Ghariania .C, Belajouza, R. Nourira, M. Denguezli, M. Ben Said .*Profil épidémioclinique des teignes du cuir chevelu dans le centre tunisien.* Bilan d'une étude rétrospective de 16 années (1990-2005). *J.Mycol.Méd.* (2010) 20, 91-96.

- ✚ Moulinier, 2002. *Parasitologie et mycologie médicales: éléments de morphologie et de biologie.* Cachan, Éditions Médicales Internationales, 796 p.

- ✚ Neji. S, Chakroun. M, Dammak. Y, Trabelsi. H, Makni. F, Cheikhrouhou. F, et al. (2012). *Les mycoses superficielles : profil épidémiologique et mycologique des différents champignons isolés au CHU de Sfax (Tunisie).* *J. Mycol Med.,* Vol. 22, Page.103-104.

- ✚ Neji. S, Chakroun. M, Dammak. Y, Trabelsi. H, Makni. F, Cheikhrouhou. F. *Les mycoses superficielles : profil épidémiologique et mycologique des différents champignons isolés au CHU de Sfax(Tunisie).* 10.1016/J.Mycol. Med.2011.12.019.

- ✚ Pihet, Marot. *Diagnostic biologique des candidoses*. Paris: Elsevier, 2013.

- ✚ Pinel. B, Cassou-Mounat. T, Bensadoun. R-J. (2012). Candidose oropharyngée et radiothérapie, *EMC*, Volume 16, n° 3, pages 222-229.

- ✚ Poisson. N, Jourdan Da Silva, Rousseau. D, et E. Estève .2007. «*Tinea corporis gladiatorum: Specificity and epidemiology* », *J. Med. Mycol.*, vol. 17, n°3, p. 177-182, sept. 2007.

- ✚ Rezkallah. L. (2010). *Infections à Malassezia (Malassezioses ou pityrospores)* Université Saad Dahleb-Blida Faculté de Médecine. Page 7.

- ✚ Ripert. C. (2013). *Mycologie médicale*. Coordonnateur. Lavoisier, Paris. 678 pages

- ✚ Sanjay G. R , MD, Wayne State University School of Medicine, 2021.

- ✚ Scher. R.K, C-R. Daniel. *Onychologie: Diagnostic, traitement, chirurgie* : Edition Issy- les-Moulineaux : Elsevier Masson, 2007.

- ✚ Scrivener. J.N. *Onychomycoses: épidémiologie et clinique*. REVU FRANCOPHONE DES LABORATOIRES - MAI 2011 - N°432.

- ✚ Shiraki. M, Hiruma. N, Hirose. ET S. Ikeda, 2009. *Commonly affected body sites in 92 Japanese combat sports participants with Trichophyton tonsurans infection*, *Mycoses*, vol. 52, no4, p. 339–342.

- ✚ Soussi.M, Abdallaoui, N.Kamal, N.Guessous-Idrissi. *Mycoses nosocomiales systémiques à Trichosporon asahii : à propos de trois cas au CHU Ibn Rochd de Casablanca*. Revue francophone des laboratoires –Novembre 2009 –supplément au n°416.

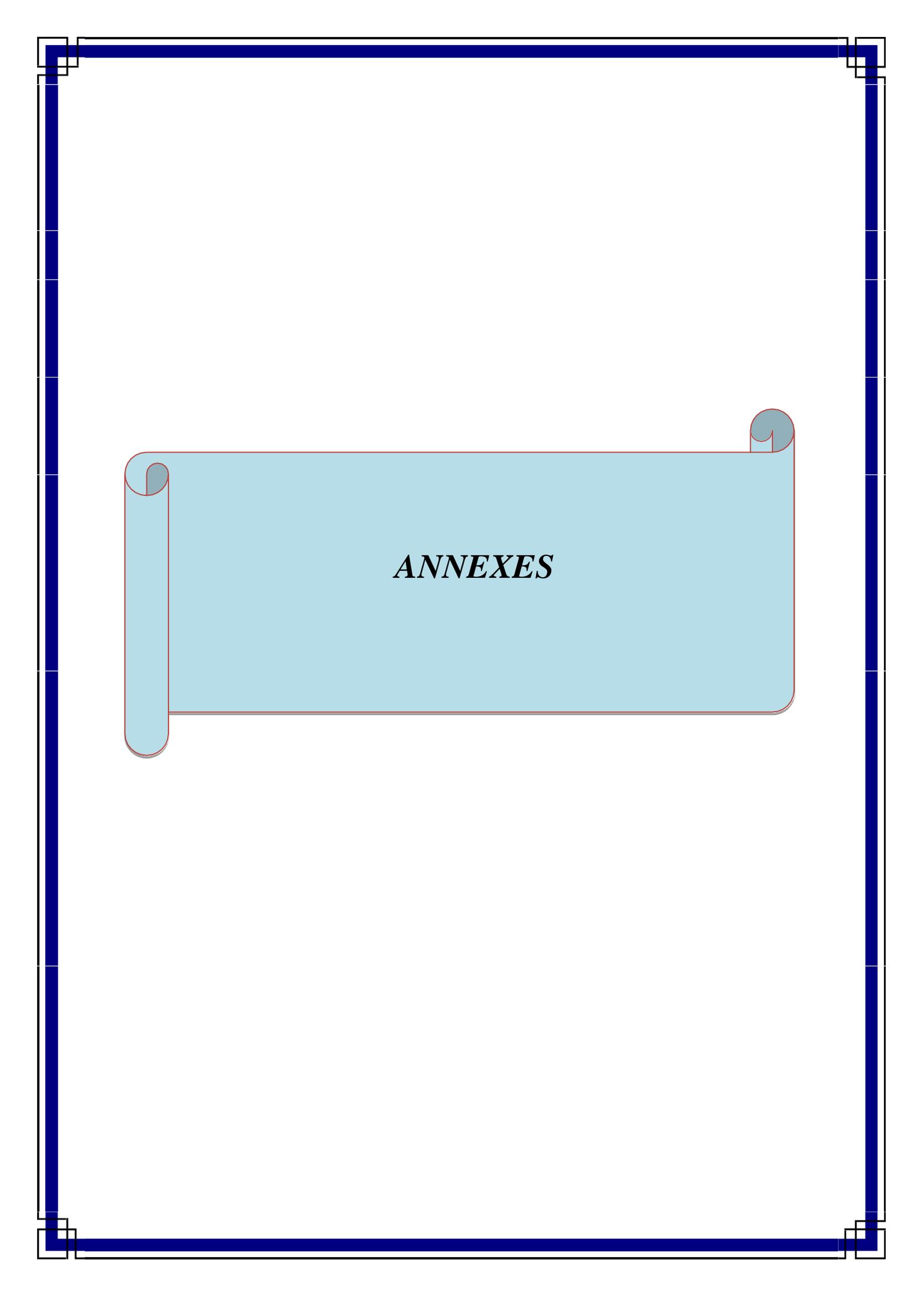
- ✚ Summerell. B.A, Salleh. B, Leslie. J.F, “A utilitarian approach to Fusarium identification,” *Plant Dis.*, vol. 87, no. 2, pp. 117–128, 2003.

- ✚ Summerbell. RC. 2003. *Trichophyton, Microsporum, Epidermophyton, and agents of superficial mycosis*. In: Murray PR, Baron EJ, Jorgensen JH, Pfaller MA, Tenover FC, Tenover RC (Eds.). *Manual of clinical microbiology*. Eighth ed. ASM Press. Washington DC. 2003.

- ✚ V. LAVARDE and C. Hannequin “Infection a «Fusarium »”
<https://www.empremiumcomdatatraitescmc08-41944>.

- ✚ Walsh, Hayden, Larone. *Larone’s Medically Important fungi (guide to identification)*, 6th edition. Washington, DC: ASM press, 2018.

- ✚ Zagnoli. B, Chevalier et B. Sassolas, 2003. *Dermatophytes et dermatophytes*, EMC - *Mal. Infect*, vol. 2, no3, p. 1–14, 2003.



ANNEXES

ANNEXE 1

➤ Les milieux de culture

MILIEU DE CULTURE	COMPOSITION
Milieu Sabouraud Agar	-Glucose -Peptone -Agar -Eau distillée
Sabouraud -Chloramphénicol (S-C)	-Néo-peptone Difco. -Glucose. -Agar. -Eau distillée. -Chloramphénicol.
Sabouraud- Chloramphénicol- Actidione (SCA)	Même composant que (SC) + Actidione.
Pomme de terre carotte Bile (PCB)	-Pulpe de pomme de terre. -Pulpe de carottes. -Agar. -Eau distillée. -Bile.
PDA (Potato dextrose agar)	-Pomme de terre. -Glucose. -Agar. -Eau distillée.

ANNEXE 2

➤ **Matériels de prélèvement et de recueil**

- ✓ Tubes à essai.
- ✓ Boîtes de Pétri.
- ✓ Bec bunsen.
- ✓ Anses de platine.
- ✓ Pipettes Pasteur.
- ✓ Eau physiologique stérile.
- ✓ Portoirs.
- ✓ Lames et lamelles.
- ✓ Écouvillons.
- ✓ Pince.
- ✓ les ciseaux.
- ✓ Micro-pipette.
- ✓ Flacon stérile.

➤ **Les Colorants**

- ✓ Lactophenol.
- ✓ Potasse.
- ✓ Le bleu coton.

ANNEXE 3



Etablissement Hospitalier Didouche Mourad
Laboratoire central



Fiche de demande d'examens

Service : N° de lit.... Médecin traitant :

Date/Heure de prélèvement :

S'agit-il d'une Urgence ?

Nom..... Prénom :..... Age :.....

Adresse :

Renseignements cliniques et paracliniques ou le diagnostic :

.....
.....

ATCD personnels :

ATCD familiaux :

Traitement /suivi :

Biochimie / Hémobiologie :

- | | | | |
|---------------------|--------------------------|----------------|--------------------------|
| • Glycémie | <input type="checkbox"/> | • TP | <input type="checkbox"/> |
| • Urée | <input type="checkbox"/> | • VS | <input type="checkbox"/> |
| • Créatinine | <input type="checkbox"/> | • Groupage +rh | <input type="checkbox"/> |
| • Ionogramme | <input type="checkbox"/> | • CRP | <input type="checkbox"/> |
| • HbA _{1c} | <input type="checkbox"/> | • ASLO | <input type="checkbox"/> |
| • FNS | <input type="checkbox"/> | • FR | <input type="checkbox"/> |

Autres Examens demandés :

.....
.....

Résultats :

.....

Abstract

A mycosis is a fungal infection caused by one or more species of parasitic or saprophytic fungi. Fungal infections are often subdivided into so-called superficial infections, subcutaneous mycoses and systemic mycoses. The diagnosis of fungal infections requires a series of laboratory steps and efficient identification techniques leading to reliable results. This prospective study was conducted over a period of one month from April 25 to May 27, 2021 and was carried out in the unit of Myco-parasitology, in the Central Laboratory of the Hospital Establishment Didouche Mourad in Constantine. It includes all superficial and deep samples taken or sent to the unit. During our work, 42 samples were taken, of which 30 samples were positive with a percentage of 71 %. Superficial mycoses (81%) are much more frequent than deep mycoses (9%). Epidermomycoses are the most frequent since they represent 42.5% of all superficial mycoses followed by onychomycoses (35%) and finally Ringworms of the scalp (22.5%). The incriminated agents are yeasts and dermatophytes with percentages close to 47% and 43% respectively, followed by molds with a low rate of 10%. Dermatophytes are represented mainly by the species *Trichophyton rubrum* (46%) followed by *Microsporum canis* (38%) and finally by *Trichophyton violaceum* (16%). As for yeasts, they are dominated by a single *Candida* genus (64%) of which 36% represented by the *Candida albicans* species

Key words: Mycosis; Dermatophytes; Yeasts; *Trichophyton rubrum*; *Candida albicans*.

ملخص

الإصابة بالفطريات هي عدوى فطرية تسببها نوع أو أكثر من الفطريات المجهرية سواء طفيلية او رمية. غالبا تنقسم العدوى الفطرية الى عدوى سطحية , عدوة تحت الجلد و أخرى جهازية . تشخيص هذه العدوى او الإلتهابات الفطرية تعتمد على مجموعة من الخطوات المتسلسلة داخل مختبر تتضمنها عدة تقنيات تحديد فعالة تؤدي الى الحصول على نتائج دقيقة و موثوقة . أجريت هذه الدراسة الإستطلاعية على مدة شهر من 25 افريل الى غاية 27 ماي 2021 على مستوى وحدة الدراسات الطفيلية و الفطرية التابعة للمستشفى المركزي بديدوش مراد قسنطينة . و قد شملت هذه الدراسة جميع العينات السطحية والعميقة المأخوذة على مستوى الوحدة أو المرسله من جهات أخرى . خلال مدة عملنا تم أخذ 42 عينة 30 منها كانت إيجابية بنسبة 71%. الإلتهابات السطحية هي الأكثر شيوعاً بنسبة 81 % على عكس الإلتهابات العميقة بنسبة 9 % . التهاب البشرة يعد الأكثر وجودا بنسبة 42.5 % من مجموع العدوى السطحية , تليها التهابات على مستوى الأظافر بنسبة 35 % و أخيرا التهابات فروة الرأس بنسبة 22.5 % . الكائنات المسؤولة على هذه العدوى هي الخمائر و الفطريات الجلدية بنسبة تقترب من 47 % و 43 % على التوالي. يليها كائنات العفن بنسبة منخفضة تصل الى 10 % . الفطريات الجلدية ممثلة بشكل رئيسي بنوع تريكوفيتوم ريبروم بنسبة 43 % يليها نوع ميكروسبوريم كانيس بنسبة 38 % و في الاخير نوع تريكوفيتوم فيولاسيوم بنسبة قدرت ب 16 % . اما فيما يخص الخمائر فالسيطرة كانت لصنف كانديدا بنسبة 64 % منها 36 % متمثلة بكانديدا البيكانس

الكلمات المفتاحية : عدوى فطرية , الفطريات الجلدية , الخمائر , تريكوفيتوم ريبروم,كانديدا البيكانس

Mémoire en vue de l'obtention du diplôme de Master
Spécialité : Mycologie et Biotechnologie Fongique
Filière : Biotechnologie

Présenté par : BOUKELLAL Yahia FEROUI Othmane Sami
MEZAHAI Haider

Intitulé:

**Les infections mycosiques diagnostiquées au sein de
l'Etablissement Hospitalier Didouche Mourad**

Une mycose est une infection fongique provoquée par une ou plusieurs espèces de microchampignons parasites ou saprophytes. Les mycoses sont souvent subdivisées en infections appelées superficielles, mycoses sous-cutanées et mycoses systémiques. Le diagnostic des infections fongiques nécessite l'intervention d'une succession d'étapes au laboratoire et des techniques d'identification efficaces aboutissant à des résultats fiables. Cette étude prospective a été réalisée sur une période d'un mois du 25 Avril au 27 Mai 2021 et a été effectuée dans l'unité de Myco-parasitologie, au sein du Laboratoire Central de l'Etablissement Hospitalier Didouche Mourad à Constantine. Elle inclut tous les prélèvements superficiels et profonds prélevés ou adressés à l'unité. Durant notre travail, 42 prélèvements ont été réalisés, dont 30 prélèvements étaient positifs avec un pourcentage de 71 %. Les mycoses superficielles (81%) sont beaucoup plus fréquentes que les mycoses profondes (9%). Les Epidermomycoses sont les plus fréquentes puisqu'elles représentent 42.5% de l'ensemble des mycoses superficielles suivies des onychomycoses (35%) et enfin les Teignes du cuir chevelu (22.5%). Les agents incriminés sont les levures et les dermatophytes avec des pourcentages proches 47% et 43% respectivement, suivis des moisissures avec un faible taux de 10%. Les dermatophytes sont représentés essentiellement par l'espèce *Trichophyton rubrum* (46 %) suivie de *Microsporum canis* (38%) et enfin par *Trichophyton violaceum* (16%). Quant aux levures, elles sont dominées par un seul genre *Candida* (64%) dont 36% représentés par l'espèce *Candida albicans*.

Mots clés : Mycoses ; Dermatophytes ; Levures ; *Trichophyton rubrum* ; *Candida albicans*.

Membres du jury :

Président du jury : Mme ALATOU Radia (Professeure - UFM Constantine 1).

Rapporteur : Mme MIHOUBI Ilhem (Professeure - UFM Constantine 1).

Examinatrice : Mme BENSERRADJ Ouafa (MCB - CU Abdelhafid Boussouf, Mila).

Année universitaire : 2020-2021