



الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية

République Algérienne Démocratique Et Populaire

وزارة التعليم العالي والبحث العلمي

Ministère De L'enseignement Supérieur Et De La Recherche Scientifique



Université Constantine 1 Frères Mentouri

جامعة قسنطينة 1 الإخوة منتوري

Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie

كلية علوم الطبيعة والحياة

Département : Microbiologie

قسم : ميكروبولوجي

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

Domaine : Sciences de la Nature et de la Vie

Filière : Microbiologie

Spécialité : Biologie moléculaire des microorganismes

N° d'ordre :

N° de série :

Intitulé :

Étude épidémiologique des mycoses superficielles diagnostiquées à l'établissement hospitalier el khroub

Présenté par : BOUMAZA Oussema

SEKHRI Nourhane

Le : 24/06/2025

AIOUN Badra

Présidente : Dr MEZIANI Meriem (MCA - U Constantine 1 Frères Mentouri).

Encadrante : Dr SEKHRI ARAFA Nedjoua (MCA - U Constantine 1 Frères Mentouri).

Examinateuse : Dr DERABLI Basma (MCB - U Constantine 1 Frères Mentouri).

Co-encadrante : Dr BEKAKRIA Fatima Zohra (MAT – Etablissement Hospitalier El Khroub).

Année universitaire
2024 - 2025

Remerciements

Nous tenons à exprimer nos sincères remerciements à notre professeur, Madame **SEKHLI ARAFA Nedjoua**, pour son encadrement attentif et bienveillant tout au long de notre parcours. Ses conseils, son soutien et ses orientations ont été d'une valeur inestimable pour notre travail. Nous la remercions également pour sa patience et son dévouement, qui ont grandement contribué à notre réussite.

Nous tenons également à exprimer notre profonde gratitude aux membres de notre jury, Mme **DERABLI Basma** et Mme **MEZIANI Meriem** pour leur temps précieux, leurs remarques constructives et leurs encouragements tout au long de ce parcours.

Nous voulons également adresser nos remerciements au docteur, Mme **BEKAKRIA Fatima Zohra**, pour sa disponibilité et son aide ont grandement contribué à notre réussite.

Enfin, nous tenons à exprimer notre gratitude envers toute l'équipe du l'unité de parasitologie du laboratoire **Amira** et **Mounir** pour leurs accueils chaleureux et leurs ambiances de travail stimulante.



Dédicaces

Au terme de cette longue aventure académique, je prends un moment pour exprimer ma gratitude envers ceux qui ont été des piliers de soutien, des sources d'inspiration et des compagnons de route dans ce voyage. Cette dédicace est une humble reconnaissance de l'impact de chacune de ces personnes sur mon parcours.

*À celui qui a toujours été ma source de force et de sagesse, à celui qui restera éternellement gravé dans mon cœur, à mon **Papa** chéri ﷺ. Ce travail est dédié à toi, ton souvenir illumine chaque page, ton amour guide chacune de mes pas.*

*À la lumière qui éclaire mes jours sombres, la force qui me guide à travers les défis de la vie. Ce travail est dédié à toi **Mama**, ma source d'inspiration infinie, pour ton amour inconditionnel.*

*À mes sœurs jumelles **Lina**, **Safa** et **Merwa**, dont la présence lumineuse illumine mon monde de bonheur.*

*À **Nourhene** et **Badra**, mes binômes, pour leurs efforts et leur patience dans cette aventure partagée*

À tous ceux qui, de près ou de loin, ont contribué à la réalisation de ce projet. Vous avez tous, à votre manière, laissé une empreinte indélébile sur cette aventure académique.

À moi-même, pour avoir persévééré à travers les défis, pour avoir gardé la foi et pour avoir travaillé avec détermination. Cette réussite est le fruit de mon dévouement et de ma résilience.

Oussema



Dédicaces

Avec tout mon cœur, je dédie ce travail à tous ceux qui me sont précieux,

A ma Chère mère

« Hamaidi Naima »

Ce mémoire, fruit de tant d'efforts et de sacrifices, est avant tout le tien. Tu as été bien plus qu'une mère : ma première enseignante, ma confidente, ma source de courage quand le doute m'assaillait. Je me souviens de tes mots réconfortants lors des nuits de découragement, de tes silences complices quand j'avais besoin de force

Où que la vie me mène, sache que ton amour restera ma boussole.

A mes chers frères et sœurs

« Louai Abed El Rahmane, Ghouzlaine, Wedjdene, Nesrine, Mohammed Kinan »

Mes partenaires de chaos et de victoires Merci d'avoir été mon premier public, mes critiques les plus francs, et mes plus grands supporters. Sans vous, ce parcours aurait été bien plus solitaire.

Je vous aime.

À mes tantes chéries

« Souhaila, Khadidja, Wafia »

Vous qui avez toujours été ces étoiles bienveillantes illuminant mon chemin. Merci pour vos conseils, votre tendresse et votre foi inébranlable en moi, vous avez contribué à chaque page de ce parcours.

A mes collègues

« Aioun Badra et Boumaza Oussema »

Ce mémoire porte encre de nos rires partagés, de nos soupirs complices et de ces silences studieux où, simplement côte à côte, nous avancions ensemble. Merci d'avoir transformé l'effort en complicité, et les défis en souvenirs tendres. Vous avez rendu ce chemin moins solitaire.

A mes amis

« Randa, Chaima, Hind, Aya, Israa, Souha, Anwar, Souror, Dounia, Romaissa, Nihel, Djihane, Racha, Malak, Roudaina, Aya, Israa, Haoua, Yasmine, Iheb, Abdeldjalil »

Vos rires ont éclairé mes nuits de travail, vos encouragements ont porté mes doutes. Ce diplôme est aussi le vôtre, car vous l'avez rendu possible. Merci d'avoir été ma plus belle équipe.

Nourhene

Dédicaces

Je dédie ce modeste travail à mes parents, les personnes les plus chères au monde

À MON CHER PÈRE « Mourad »

Signe de fierté et d'honneur. Ce travail est le tien. Trouve ici toute mon affection et ma profonde gratitude pour toutes ces années de sacrifice pour moi.

À MA CHÈRE ET TENDRE MÈRE « Khadidja »

Nul mot ne parviendra jamais à exprimer l'amour que je te porte. Ton amour, ta patience ; ton encouragement et tes prières ont été pour moi le gage de la réussite. Qu'ALLAH te bénisse et t'alloue bonne santé, bonheur et longue vie afin que je puisse à mon tour te combler.

À mon grand frère Abderrahmane, à sa douce moitié Loubna, et à leur petite étoile à venir.

*A mes chers frères : **Houssem Eddine, Nafaa**: Que je suis redevable, parmi tant d'autres, qui ont été toujours là pour moi, que Dieu les protègent et les préservent.*

*À mes binômes de mémoire, (**Sekhri Nourhene**) et (**Boumaza Oussema**). Merci pour votre soutien, votre persévérance et les innombrables moments partagés. Ce travail est aussi le vôtre."*

A mes très chers tantes et oncles : Qui ont toujours présents pour moi. Que la grâce de Dieu de vous accompagne et vous donne longue vie.

*Aux cousins : **Soundous, kods, Yasmine, Rahma, Omaima, Fayza***

*A mes deux princesses les plus belles du monde : **Rassil, Azza**.*

*A mes chères amies « **Nour** » et « **Wissal** »et « **Yousra** », je ne saurais vous remercier de vos encouragements permanents.*

*A nos amies et collègues de promo BMM spécialement : (**Anwar, Souror, Nibel, Dounia, Roudaina, Djihene, Malak, Racha, Israa, Yasmine, Rayane, Badidou**)*

A la fin à toute personne que je connais et que j'aime.

Badra

Résumé

Les mycoses sont des infections causées par champignons microscopiques, les mycoses superficielles affectent principalement la peau, les phanères et les muqueuses. Ces affections sont dues à des levures, des dermatophytes et des moisissures. Notre étude comprend une analyse prospective sur quatre mois, du 16 février 2025 au 5 juin 2025, et a été conduite au sein de l'unité de parasitologie et mycologie du Laboratoire de l'EPH Mohames Boudiaf El Khroub Constantine, ainsi qu'une analyse rétrospective couvrant deux années (2023/2024). Cette recherche visait principalement à isoler et à identifier les espèces de champignons, ainsi qu'à décrire les agents pathogènes fongiques souvent impliqués dans des infections mycosiques chez des patients admis dans le laboratoire, en recourant à différentes méthodes de diagnostic .Au cours de notre travail, nous avons observé que le processus de diagnostic mycologique se décline en quatre phases successives : le prélèvement d'échantillons, l'examen direct, la culture et, pour finir, l'identification des espèces. Lors de notre étude, un total de 307 cas à des fins mycologiques ont été effectués, parmi lesquels 162 prélèvements se sont révélés positifs, représentant ainsi un taux de positivité de 53%. Les dermatophytes sont le plus fréquents et représentent 62% des cas, et les levures 38%. Les dermatophytes sont représentés essentiellement par l'espèce *Trychopyhton rubrum* (48%), suivi par *Microsporum canis* (38%), et enfin par *Microsporum audouinii* (15%). Quant aux levures, elles sont dominées par deux genres *Candida albicans* (70%) et *Malassazia furfur* (30%).

Mots clés : Mycoses superficielles ; Dermatophytes ; Levures ; Diagnostic ; Infections fongiques

Abstract:

Mycoses are infections caused by microscopic fungi. Superficial mycoses mainly affect the skin, appendages (hair and nails), and mucous membranes. These conditions are caused by yeasts, dermatophytes, and molds. Our study includes a prospective analysis over four months, from February 16, 2025, to June 5, 2025, conducted within the Parasitology and Mycology Unit of the Laboratory at Mohammed Boudiaf Hospital in El Khroub, Constantine, as well as a retrospective analysis covering two years (2023/2024). The main objective of this research was to isolate and identify fungal species, and to describe the fungal pathogens commonly involved in mycotic infections in patients admitted to the laboratory, using various diagnostic methods. During our work, we observed that the mycological diagnostic process consists of four successive steps: sample collection, direct examination, culture, and finally, species identification. In our study, a total of 307 samples were collected for mycological analysis, of which 162 tested positive, representing a positivity rate of 53%. Dermatophytes were the most frequent, accounting for 62% of cases, while yeasts accounted for 38%. Dermatophytes were mainly represented by *Trichophyton rubrum* (48%), *Microsporum canis* (38%), and *Microsporum audouinii* (15%). As for yeasts, they were predominantly of the *Candida albicans* (70%) species and *Malassazia furfur* (30%).

Keywords: Superficial mycoses; Dermatophytes; Yeasts; Diagnosis; Fungal infections.

الفطريات الجلدية هي عدوٍ ناتجة عن فطريات مجهرية، وتصيب بشكلٍ أساسي الجلد، والملحقات الجلدية، والأغشية المخاطية. هذه الإصابات ناتجة عن الخمائِر، الفطريات الجلدية (Dermatophytes)، والعفن. تشمل دراستنا تحليلًا استباقيًّا لمدة أربعة أشهر، من 16 فيفري 2025 إلى 5 جوان 2025، وقد أجريت في وحدة الطفيليّات والفطريات بمخبر مستشفى محمد بوضياف بالخروب – قسنطينة، بالإضافة إلى تحليل استعادي يغطي سنّي 2023/2024. هدفت هذه الدراسة أساساً إلى عزل وتحديد أنواع الفطريات، بالإضافة إلى وصف العوامل الفطريّة الممرضة الشائعة في العدوٍ الفطري لدِي المرضى الذين تم استقبالهم في المخبر، وذلك باستخدام طرق تشخيص مختلفة. لاحظنا خلال عملنا أن عملية التشخيص الفطري تمر بأربع مراحل متتالية: أخذ العينة، الفحص المباشر، الزرع، وأخيراً تحديد الأنواع. خلال الدراسة، تم إجراء 307 حالات لأغراض فطرية، وُجد منها 162 عينة إيجابية، أي بنسبة إيجابية قدرها (53%). كانت الفطريات الجلدية الأكثر شيوعاً بنسبة (62%)، تليها الخمائِر بنسبة (38%). وتمثلت الفطريات الجلدية بشكلٍ أساسي في الأنواع: تريكوفيتون روبيروم (*trichophyton rubrum*) بنسبة (48%) يليها ميكروسبوروم كانيس (*microsporum canis*) بنسبة (38%) وأخيراً ميكروسبوروم أودوني (Candida albicans) (*microsporum auduinitii*) بنسبة (15%) بينما سيطرت الخمائِر على نوعين هوكونديكا البيكان (*Malassazia furfur*) بنسبة (30%) ومالاسيزيا فرفور (70%).

الكلمات المفتاحية: الفطريات السطحية؛ الفطريات الجلدية؛ الخمائِر؛ التشخيص؛ العدوٍ الفطري.

Liste des abréviations

ADN : Acide désoxyribonucléique.

ARN : Acide ribonucléique.

CDC: Centers for disease control and prevention.

CLSI : Clinical & Laboratory Standards Institute.

CMI: Concentration Minimale Inhibitrice.

E : *Epidermophyton*.

EPH : Etablissement publique hospitalier.

EPS: Etablissement publique de santé.

IDSA: Infectious Diseases Society of America.

MGG : May-Grünwald Giemsa

OMS:Organisation Mondiale de la Santé.

PCB : Pomme de terre, Carotte, Bile

PCR : Polymerase chaîne reaction.

SC: Sabouraud-Chloramphénicol.

SCA: Sabouraud-Chloramphénicol-Actidione.

SFMM : Société Française de Mycologie Médicale.

Spp : Plusieurs espèces.

VIH: Virus de l'immunodéficience humaine.

WHO: *World health organization*.

Table des matières

Introduction.....	1
Partie bibliographique	
Chapitre 01 : Généralités des mycoses superficielles	
1. Généralités sur les champignons.....	3
2. Généralités sur les mycoses	3
2.1. Mycoses superficielles	3
3. Classification des mycoses superficielles	3
3.1. Mycoses superficielles à dermatophytes.....	3
3.1.2. Physiopathologie des dermatophytes	4
3.1.3. Cliniques des dermatophytoses.....	4
3.1.3.2. Atteinte du cuir chevelu.....	4
1.2. Mycoses à levures	5
3.3. Mycoses à moisissures	11
Chapitre 02 : Épidémiologie des mycoses superficielles	
1. Épidémiologie des mycoses superficielles.....	12
1.1. Données mondiales et régionales des mycoses à <i>Candida</i>	12
1.2. Données mondiales et régionales des mycoses à dermatophytes.....	12
1.3. Mycoses à <i>Malassezia</i>	13
1.4. Mycoses à moisissures	13
2.Facteurs favorisants	14
2.1. Mycoses à dermatophytes	14
2.2. Mycoses à <i>Candida</i>	14
2.3. Mycoses à <i>Malassezia</i>	15
3. Diagnostic mycologique en laboratoire	15
3.1.Techniques de prélèvement.....	16
3.1.4. Techniques d'échantillonnage pour la teigne du cuir chevelu	16
3.1.5. Modes de collecte des échantillons en présence de lésions cutanées et de modifications des phanères	16
3.1.6. Techniques de collecte des échantillons lors de lésions sur les plis cutanés (intertrigos)	17
3.1.7. Techniques de collecte d'échantillons en présence de lésions muqueuses	17
3.1.8. Techniques de collecte d'échantillons en cas d'onyxis	17
3.2.Diagnostic direct des mycoses	17
3.2.4. Examen direct	17
3.2.5. Techniques d'observation	18
3.2.6. Méthodes d'éclaircissement.....	18
3.2.7. Résultats possibles de l'analyse microscopique direct	18

3.3.Mise en culture.....	19
3.3.4. Culture des dermatophytes.....	20
3.3.5. Culture des levures.....	20
3.3.6. Culture de <i>Malassezia</i>	20
3.4. Identification.....	21
4.Prévention des mycoses superficielles.....	21
Chapitre 03 : Les antifongiques.....	
1. Définition des antifongiques.....	22
2. Cibles des antifongiques.....	22
3. Différentes classes des antifongiques.....	23
3.1 Polyènes	23
3.2Azolés	23
3.3 Amines allyliques.....	23
3.4 Échinocandines	23
4. Traitement des infections fongiques	23
4.1 Dermatophytes	24
5. Traitement antifongique des levures	24
5.1. Candidoses	24
Candidoses de la peau et des ongles	24
5.1.2. Candidose des muqueuses.....	25
5.2. Pityriasis versicolor.....	25
Partie expérimentale.....	26
Méthodologie de l'étude.....	27
1.1. Contexte géographique et démographique.....	26
2.Méthodologie de l'étude	26
2.1. Type d'étude.....	26
2.2. Population cible.....	27
2.3. Outils de collecte des données	27
3.Critères d'inclusion et d'exclusion	27
3.1. Prélèvement.....	27
3.2. Examen direct en mycologie.....	31
3.2.1. Méthodes en fonction du type d'échantillonnage	31
4.Culture sur milieux appropriés.....	32
4.1. Milieu de culture Sabouraud-Chloramphénicol (SC).....	32
4.2. Milieu de culture Sabouraud -Chloramphénicol-Actidione (SCA).....	32
5.Identification.....	33
5.1. Identification des dermatophytes	34
5.2. Identification des levures	34

5.3. Test de filamentation.....	35
6. Test Antifongigramme.....	36
Résultats.....	
1.Résultats globaux	38
1.1. Distribution basée sur la positivité et négativité des cas (examen direct).....	38
1.2. Distribution basée sur la positivité et négativité des cas (résultats de culture).....	38
1.3. Distribution basée sur le sexe des patients.....	39
1.4. Distribution basée sur les cas en fonction de l'agent infectieux.....	39
1.5. Distribution basée sur le site des lésions mycosiques	39
1.6. Distribution basée sur la tranche d'âge	40
2.Caractérisation et distribution des champignons isolés par espèce.....	41
2.1. Diagnostic basé sur l'examen morphologique	41
2.2. Distribution basée sur l'espace fongique	49
3.Résultats du test Antifongigramme	50
Discussion.....	
Discussion générale	51
1.Discussion de résultats de tests antifongiques	54
1.1. Interprétation des zones d'inhibition	54
1.2. Sensibilité du champignon au fluconazole.....	54
Conclusion	55
Références bibliographiques	56
Annexes.....	63

Liste des figures

Figure 01: Dermatophytie : lésion circinée	5
Figure 02: Intertrigo inter et sous mammaire.....	7
Figure 03: Onyxis et perionyxis à <i>Candida</i>	8
Figure 04: Candidose buccale, muguet	9
Figure 05: Chéilité à candidose.....	9
Figure 06: Candidose érythémateuse.	10
Figure 07: Forme achromiante du Pityriasis versicolor.	10
Figure 08: Folliculite à <i>Malassezia</i>	11
Figure 09: Aire de répartition de <i>T.concentricum</i> , <i>T.soudanense</i> , <i>T.tonsurens</i> , <i>T.violaceum</i>	12
Figure 10: Aire de répartition de <i>M.ferrugineum</i> , <i>M.audouinii</i> , <i>Var.langeronii</i>	13
Figure 11: Différents types de parasitisme pilaire par les dermatophytes.....	19
Figure 12: Équipement standardisé pour diagnostics parasitologiques et fongiques: 1. Boîte de Pétri • 2. Pince stérile • 3. Curette métallique • 4. Vaccinostyle • 5. Bande adhésive (scotch-test).	29
Figure 13: Aspect clinique d'une teigne du cuir chevelu.	29
Figure 14: Aspect clinique d'une teigne du cuir chevelu.	30
Figure 15: Aspect clinique d'une teigne du cuir chevelu.	30
Figure 16: Aspect clinique des lésions cutanées.	31
Figure 17: Aspect clinique des lésions cutanées.	31
Figure 18: Aspect clinique d'une Onychomycose.	32
Figure 19: Aspect clinique d'une Onychomycose.....	32
Figure 20: Matériel de l'examen direct (01) Microscope, (02) Potas, (03) Lactophenol, (04) Lame et Lamelle (05), Bande adhésive (scotch-test).	33
Figure 21: Matériel de culture : (01) Etuve à 37 °C (02) Etuve à 27 °C (03) Les deux milieux de cultures (SC/SCA).	34
Figure 22: Identification des dermatophytes.....	35
Figure 23: Matériel du test antifongique	36
Figure 24: Matériel du test antifongique	37
Figure 25: Distribution basée sur la positivité et négativité des cas (examen direct).	39
Figure 26: Distribution basée sur les cas en fonction de l'agent infectieux.	40
Figure 27: Distribution basée sur le site des lésions mycosiques.....	41
Figure 28: Distribution basée sur la tranche d'âge.....	42
Figure 29: <i>Observation macroscopique du Teigne Trichophytique</i>	43
Figure 30: Observation microscopique (Gx40) <i>teigne Trichophytique</i> au laboratoire.....	43
Figure 31: Observation macroscopique du <i>Microsporum audouinii</i> en tube au laboratoire.	44
Figure 32: Observation microscopique (Gx40) du <i>Microsporum audouinii</i> au laboratoire.....	44
Figure 33: Observation macroscopique de <i>Microsporum canis</i> en tube au laboratoire.	45
Figure 34: Observation macroscopique de <i>Microsporum canis</i> au laboratoire	45
Figure 35: Observation microscopique (Gx40) de <i>Microsporum canis</i> au laboratoire.....	46
Figure 36: Observation macroscopique de <i>Trichophyton rubrum</i> en tubes au laboratoire.	47
Figure 37: Observation microscopique (Gx40) de <i>Trichophyton rubrum</i> au laboratoire.....	47
Figure 38: Observation macroscopique de <i>Candida albicans</i> en tube au laboratoire.....	48
Figure 39: Observation macroscopique de <i>Candida albicans</i> en boite Pétri au laboratoire.	49
Figure 40: Observation microscopique (Gx40) de <i>Candida albicans</i> au laboratoire.....	49
Figure 41: Observation microscopique (Gx40) des tubes germinatifs de <i>Candida albicans</i> au laboratoire.	50
Figure 42: Distribution basée sur l'espace fongique	51
Figure 43: Observation de la zone d'inhibition pour <i>candida albicans</i> au laboratoire.	51

Liste des tableaux

Tableau 1: Classification modernes des dermatophytes	3
Tableau 2: Principales espèces levures pathogènes et leur distribution géographique	6
Tableau 3: Distribution basée sur la positivité des cas (résultats de culture).	39
Tableau 4: Distribution basée sur le sexe des patients.	40
Tableau 5: Distribution basée sur la tranche d'âge.	41

Introduction

Introduction

Les infections fongiques, également appelées mycoses, représentent un défi de santé publique à l'échelle internationale. Elles affectent une vaste gamme de populations, allant des personnes ayant un système immunitaire intact à celles qui sont immunodéprimées. Les mycoses superficielles représentent la forme la plus courante parmi les diverses sortes de mycoses. Ces infections sont dues à des mycètes microscopiques qui prolifèrent sur la peau, les ongles ou les muqueuses. Les dermatophytes et les levures sont les principaux agents pathogènes identifiés (Diongue *et al.*, 2016).

Les infections fongiques, en hausse constante, comptent plus de 400 espèces pathogènes dont la prévalence varie selon des facteurs géographiques, climatiques et comportementaux (Diongue *et al.*, 2016). Leur propagation est favorisée par l'humidité et les pratiques d'hygiène, tandis que l'émergence de résistances antifongiques complexifie leur traitement (Chabasse *et al.*, 2009).

Notre étude se concentre sur l'étude des mycoses superficielles identifiées à l'EPH Mohames Boudiaf El Khroub, qui se trouve dans la région de Constantine en Algérie. La recherche couvre une étude prospective de quatre mois, du 16 février 2025 jusqu'au 05 juin 2025 et plus une étude rétrospective de deux années (2023 /2024). Cette institution médicale a un rôle crucial dans le suivi des patients touchés par diverses maladies, y compris les infections mycosiques. Cette étude vise à approfondir la connaissance de l'épidémiologie, des caractéristiques cliniques et des techniques de diagnostic des mycoses superficielles.

La première section de cette recherche examine la littérature sur les mycoses superficielles, notamment les dermatophytes et les levures, en abordant leur épidémiologie, leurs symptômes cliniques et les techniques de diagnostic biologique. Parmi ces méthodes, l'analyse directe et la culture fongique permettent une identification précise des agents pathogènes (Diongue *et al.*, 2016).

La deuxième section présente la méthodologie employée, les résultats obtenus et leur analyse. Ces résultats seront comparés à ceux d'études antérieures afin de mettre en évidence les spécificités régionales et les tendances actuelles. Enfin, une conclusion synthétisera les principaux enseignements et proposera des recommandations pour améliorer la prévention, le diagnostic et la prise en charge des mycoses superficielles.

Partie bibliographique

Chapitre 01

Généralités des mycoses superficielles

1. Généralités sur les champignons

Les champignons sont des organismes eucaryotes sans chlorophylle, se nourrissant de matières organiques décomposées ou via des symbioses. Ils jouent un rôle écologique clé dans la décomposition et la fertilité des sols, se reproduisent par spores et possèdent une paroi cellulaire résistante à base de chitine. Leur mycélium, formé de filaments interconnectés, et leur membrane plasmique, riche en ergostérol, sont des cibles pour les antifongiques. Certains champignons provoquent des mycoses chez l'homme et l'animal (Naranjo-Ortiz & Gabaldón 2020).

2. Généralités sur les mycoses

Les mycoses sont des infections causées par des champignons pathogènes, affectant la peau, les muqueuses ou les organes internes. Elles peuvent être provoquées par des champignons opportunistes (*Candida*, *Aspergillus*), des dermatophytes (*Trichophyton*, *Microsporum*) ou des levures (*Cryptococcus neoformans*). Cliniquement, elles se classent en trois catégories : superficielles, sous-cutanées et profondes (Walker *et al.*, 2023).

2.1. Mycoses superficielles

On désigne sous le terme de mycoses superficielles les infections fongiques qui se cantonnent aux couches extérieures de la peau (épiderme), aux phanères (comme les ongles) et aux poils ou cheveux. Selon Oliveira *et al.* (2023), ces infections se présentent majoritairement avec des lésions érythémateuses, une desquamation typique et un prurit fréquemment prononcé.

3. Classification des mycoses superficielles

Les mycoses superficielles sont causées par trois grands types de champignons :

- **Les dermatophytes**

Comme *Trichophyton* et *Microsporum*, s'attaquent à la kératine de la peau, des ongles et des cheveux. Ils provoquent des infections comme la teigne, le pied d'athlète ou l'onychomycose Gupta *et al.* (2025).

- **Les levures**

Comme *Candida* et *Malassezia*, causent des infections surtout dans les zones humides du corps, comme les plis cutanés Naik *et al.* (2024).

- **Les moisissures** comme *Fusarium*, peuvent aussi toucher la peau et les ongles, surtout chez les personnes au système immunitaire affaibli WHO (2022).

3.1. Mycoses superficielles à dermatophytes

Les mycoses superficielles à dermatophytes sont causées par des champignons kératinophiles des genres *Trichophyton*, *Microsporum* et *Epidermophyton*. Ces champignons sécrètent des enzymes (protéases, lipases, phospholipases) leur permettant de dégrader la kératine, infectant ainsi la peau, les ongles ou les cheveux. Les manifestations cliniques incluent dermatophytoses, onychomycoses, teignes et réactions allergiques (de Hoog *et al.*, 2017).

3.1.1. Classification des Dermatophytes par genre et espèces

Tableau 1 : Classification moderne des dermatophytes pathogènes pour l'homme (taxonomie moléculaire, *de Hoog et al.*, 2017).

Genre	Espèces anthropophiles	Espèces zoophiles	Espèces telluriques (géophiles)
<i>Microsporum</i>	<i>Microsporum audouinii</i>	<i>Microsporum canis</i>	<i>Nannizzia gypsea</i> (ex <i>M. gypseum</i>)
	<i>Microsporum ferrugineum</i>	<i>Microsporum persicolor</i>	<i>Nannizzia fulva</i> (ex <i>M. fulvum</i>)
<i>Trichophyton</i>	<i>Trichophyton interdigitale</i> (ex <i>T. mentagrophytes</i> var. <i>interdigitale</i>)	<i>Trichophyton mentagrophytes</i> (forme zoophile)	<i>Trichophyton terrestre</i> (rare)
	<i>Trichophyton rubrum</i>	<i>Trichophyton verrucosum</i>	
	<i>Trichophyton soudanense</i>	<i>Trichophyton erinacei</i>	
	<i>Trichophyton schoenleinii</i>		
	<i>Trichophyton tonsurans</i>		
	<i>Trichophyton violaceum</i>		
<i>Epidermophyton</i>	<i>Epidermophyton floccosum</i>	—	—

3.1.2. Physiopathologie des dermatophytes

On distingue trois groupements de contamination par les dermatophytes : le sol, les animaux et l'homme, ces derniers étant répartis selon leur milieu naturel :

- **Anthropophiles** : Qui vivent chez l'homme, se transmettent interhumaine (ex : *Trichophyton rubrum*).
- **Zoophiles** : Qui vivent chez les animaux, se transmettent à l'homme après le contact avec un animal infecté (ex : *Microsporum canis*).
- **Géophiles** : Qui vivent dans le sol, se transmettent à l'homme après contact avec la terre (ex : *Microsporum gypseum*)

3.1.3. Cliniques des dermatophytoses

Les dermatophytes provoquent des infections variées selon les tissus atteints : sur la peau (épidermophytie circinée, intertrigo), le cuir chevelu (teignes, kérion, folliculites) ou les ongles (onychomycose). Certains patients développent des réactions allergiques à distance (dermatophyties). L'expression clinique dépend de l'espèce fongique, de l'âge et du statut immunitaire du patient (Foulet *et al.*, 2022).

3.1.3.1. Onychomycoses

Les onychomycoses, principalement causées par *Trichophyton rubrum* et *T. interdigitale*, entraînent un épaississement, une décoloration (jaune-brun) et un décollement de l'ongle, débutant souvent à son bord libre. Prédominantes aux orteils (notamment le gros orteil) en raison des conditions humides et confinées, elles diffèrent des infections bactériennes par l'absence de périonyxie aiguë (Hill *et al.*, 2024).

3.1.3.2. Atteinte du cuir chevelu

Les teignes, infections dermatophytiques du cuir chevelu, provoquent une fragilisation capillaire avec alopecie squameuse et se présentent sous trois formes cliniques : tondantes (non inflammatoires), inflammatoires (kérion) et favus (lésions jaunâtres croûtantes) (Sohnle *et al.*, 2020).

1.1.4.3. Dermatophytes à Epidermomyces

A) Dermatophytes circinées

Ces infections cutanées, caractérisées par des plaques érythémateuses annulaires à bordure active et centre clair. Causées par des dermatophytes anthropophiles (*E. floccosum*, *T. rubrum*), zoophiles (*T. mentagrophytes*, *M. canis*) ou géophiles (*M. gypseum* (Pires *et al.*, 2014).



Figure 1 : Dermatophytie : lésion circinée (Zagnoli *et al.*, 2014).

B) Intertrigos (ou lésions dans les plis)

Ces infections fongiques des plis cutanés se manifestent principalement sous deux formes : le pied d'athlète (atteinte interdigitale, surtout entre le 3ème et 4ème orteils) et l'intertrigo inguinal. Causées à 60-80% par *Trichophyton rubrum*, mais aussi par *T. interdigitale* et *Epidermophyton floccosum*, (Delliére *et al.*, 2024).

1.2. Mycoses à levures

Les levures pathogènes (*Candida*, *Malassezia*), de forme ovale (3-10 μm), se reproduisent par bourgeonnement et forment des pseudo-mycéliums, une plasticité favorisant leur virulence. Leur métabolisme flexible (fermentation/respiration) et leur adaptation aux tissus expliquent leur pathogénicité et résistance aux antifongiques (Nobile *et al.*, 2023).

3.2.2. Classification des levures pathogènes

Tableau 2 : Principales espèces levures pathogènes et leur distribution géographique (Mudenda, S 2024).

Genre	Espèce	Distribution géographique
<i>Candida</i>	<i>C. albicans</i>	Cosmopolite
	<i>C. parapsilosis</i>	Cosmopolite
	<i>C. glabrata</i>	Cosmopolite
	<i>C. kefyr</i>	Cosmopolite
<i>Cryptococcus</i>	<i>C. brumpti</i>	Principalement pays tropicaux, prédomine en Europe
	<i>C. neoformans</i>	Cosmopolite
	<i>M. orbiculare</i> (syn. <i>P. orbiculare</i>)	Cosmopolite
<i>Malassezia</i>	<i>M. ovale</i> (syn. <i>P. ovale</i>)	Cosmopolite
	<i>R. rubra</i>	Cosmopolite

3.2.2.1. Candidoses superficielles

Principalement causées par *Candida albicans* et l'émergent *C. auris*, ces infections se manifestent par des atteintes cutanéo-muqueuses (muguet, vulvovaginite, onychomycoses) ou systémiques chez les immunodéprimés (Eix *et al.*, 2024). Leur développement est favorisé par l'humidité, les antibiotiques et l'immunodépression, tandis que l'émergence de souches multirésistantes comme *C. auris* nécessite des outils diagnostiques avancés (MALDI-TOF, PCR) et des mesures préventives adaptées (Mallick *et al.*, 2025).

A) Candidoses cutanées et des ongles

Les infections cutanées à *Candida* se caractérisent principalement par un intertrigo candidosique, affectant les zones de plis (aisselles, aine, sous-mammaires) avec un érythème macéré, prurigineux, associé à des squames et des papulo-pustules satellites typiques – marqueurs diagnostiques clés (Perry *et al.*, 2021).

- ❖ **Intertrigo a *Candida***
- ❖ **Intertrigo candidosique des grands plis cutanés**

Cette infection à champignons touche principalement les aisselles, les zones de l'aine et les creux sous-mammaires. Elle se caractérise par des lésions bilatérales érythémateuses aux bordures irrégulières accompagnées d'une légère desquamation périphérique, qui peut se propager aux espaces entre les doigts. Sa croissance est stimulée par l'humidité constante, les microtraumatismes récurrents et le contact avec des matières sucrées. (Romanelli *et al.*, 2023).



Figure 2 : Intertrigo inter et sous mammaire (Mokni *et al.*, 2014).

B) Onyxis et périonyxis à *Candida*

Ces infections fongiques des ongles, surtout aux mains, touchent principalement les professionnels exposés à l'humidité (soignants, restauration). Le périonyxis provoque une inflammation douloureuse du pourtour de l'ongle, tandis que l'onyxis entraîne épaississement, décoloration et fragilité unguéale. Facteurs de risque majeurs : contacts fréquents avec l'eau et immunodépression. Diagnostic à différencier des mycoses à dermatophytes, psoriasis et infections bactériennes (Rai *et al.*, 2019).



Figure 1: Onyxis et perionyxis à candida (Anofel, 2014).

C) Candidose des muqueuses

❖ Candidoses génitales et anales

Infections à candida dans la région génitale et anale : On classe les candidoses génitales selon leur localisation. On parle de candidose vulvo-vaginale chez les femmes, tandis que pour les hommes, c'est la candidose balanopréputiale.

❖ Candidoses buccales

- **Candidose de la cavité buccale**

Également appelée candidose oropharyngée, cette affection peut affecter différentes parties de la cavité buccale telles que la langue, le palais et d'autres muqueuses buccales. On mentionne plusieurs formes cliniques :

- **Forme pseudomembraneuse (muguet)**

Cette infection orale à *Candida albicans* se manifeste par des plaques blanchâtres adhérentes sur muqueuse érythémateuse, associées à une sécheresse buccale, une dysgueusie et une gêne alimentaire. Chez les immunodéprimés, elle peut prendre une forme chronique simulant une leucoplasie, nécessitant un diagnostic différentiel avec cette dernière et le lichen plan. La langue noire reste une complication rare (Stoopler *et al.*, 2024).



Figure 4 : Candidose buccale, muguet (ANOFEL, 2014).

- **Chéilité à candidose**

La candidose des lèvres se manifeste par rougeur, gonflement, desquamation et sensation de brûlure. Elle est souvent associée à d'autres formes buccales, surtout chez les porteurs de

prothèses ou les immunodéprimés. Les facteurs favorisants incluent la salive stagnante, les carences en fer ou vitamines B, et certains traitements. Le diagnostic différentiel doit exclure dermatite atopique, chéilité actinique et eczéma de contact (Stoopler *et al.*, 2024).



Figure 5 : Chéilité à candidose (ANOFEL, 2014).

- **Candidose perlèche**

Cette infection fongique des commissures labiales se manifeste par des fissures douloureuses, un érythème péri-buccal et des croûtes blanchâtres, résultant d'une macération chronique favorisée par des facteurs locaux (prothèses mal adaptées, édentation) ou systémiques (diabète, carence martiale). Le diagnostic différentiel doit éliminer une angulite bactérienne (croûtes mielleuses), herpétique ou carentielle (déficit en riboflavine), avec possible confirmation par prélèvement mycologique (Stoopler *et al.*, 2024).



Figure 6 : Perlèche à Candida (Bouchara *et al.*, 2010).

3.2.2.2. Définition des mycoses à *Malassezia*

- ❖ ***Malasseziose***

Malassezia, champignon commensal de la peau, devient pathogène en conditions favorables (humidité, immunodépression), causant des infections cutanées courantes (pityriasis versicolor, *Malassezia folliculitis*) et, plus rarement, des septicémies chez les immunodéprimés (Liu *et al.*, 2025).

❖ **Caractérisation clinique des infections causées par *Malassezia***

Les levures *Malassezia* sont à l'origine de plusieurs affections cutanées courantes, dont les principales manifestations cliniques sont détaillées ci-après :

➤ **Pityriasis versicolor**

Cette infection se manifeste par des taches hypo-/hyperpigmentées (blanches, roses ou brunes) sur le torse, épaules et cou, liées à la production d'acide azélaïque inhibant la mélanogenèse. Fréquente chez adolescents et jeunes adultes (Gaitanis *et al.*, 2020).



Figure 7 : Forme achromiante du Pityriasis versicolor (Bouchara *et al.*, 2010).

➤ ***Malassezia* folliculitis**

Infection fongique des follicules pileux se manifestant par des papules/pustules acnéiformes et un prurit, principalement sur le tronc et les bras. Fréquente chez les personnes à peau grasse ou immunodéprimées (Henning *et al.*, 2023).



Figure 8 : Folliculite à *Malassezia* (Abasq *et al.*, 2012).

3.3. Mycoses à Moisissures

3.3.1. Définition

Les infections mycosiques opportunistes, causées par divers types de champignons filamentueux tels *Aspergillus*, *Fusarium*, *Penicillium* et *Mucor*, sont appelées mycoses à moisissures. Même si ces infections peuvent affecter autant les personnes immunocompétentes que les patients à l'immunodépression, elles sont souvent plus courantes et plus sévères chez ces derniers du fait de leur vulnérabilité immunitaire (Weiss 2023).

3.3.2. Manifestations cliniques

Les infections fongiques à moisissures peuvent provoquer une variété de symptômes en fonction de leur emplacement : les troubles pulmonaires (toux persistante, difficulté respiratoire, douleur thoracique ou même hémoptysie dans les cas d'*Aspergillus* ou *Mucorales* invasifs) ; les atteintes cutanées (lésions ulcérées et nécrotiques, cellulite qui progresse rapidement, surtout chez les personnes immunodéprimées) ; et les formes disséminées (fièvre prolongée, lésions touchant plusieurs organes avec un pronostic grave). Les sinusites fongiques invasives et les kératites ajoutent leur complexité à ce paysage clinique polymorphe, qui requiert un diagnostic précoce (Portillo *et al.*, 2024).

Chapitre 02

Épidémiologie des

Mycoses superficielles

1. Épidémiologie des mycoses superficielles

1.1. Données mondiales et régionales des Mycoses à *Candida*

Les mycoses superficielles, problème global majeur, incluent les candidoses (50-70% dues à *C. albicans*, avec émergence d'espèces résistantes comme *C. auris*), tandis qu'en Algérie dominent les dermatophytoses (76,77% *T. rubrum*) et teignes pédiatriques (*M. canis*, *T. violaceum*) (Chekiri-Talbi et Denning, 2017)

1.2. Données mondiales et régionales des Mycoses à dermatophytes

Les dermatophytes comme *T. rubrum* et *M. canis* ont une distribution mondiale, tandis que d'autres (*M. ferrugineum*, *T. concentricum*) sont régionaux. En Algérie, *T. rubrum* domine (76,77% des cas), avec *M. canis* et *T. violaceum* fréquents chez les enfants (Chekiri-Talbi et Denning, 2017).

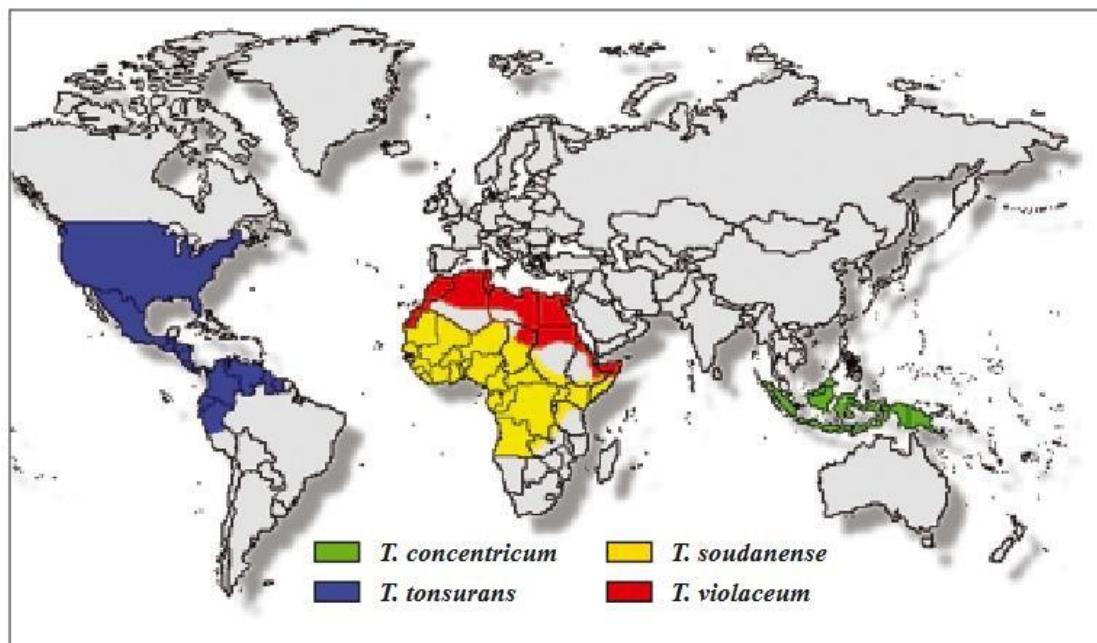


Figure 9 : Aire de répartition de *T. concentricum*, *T. soudanense*, *T. tonsurans*, *T. violaceum* (Seebacher et al., 2008).

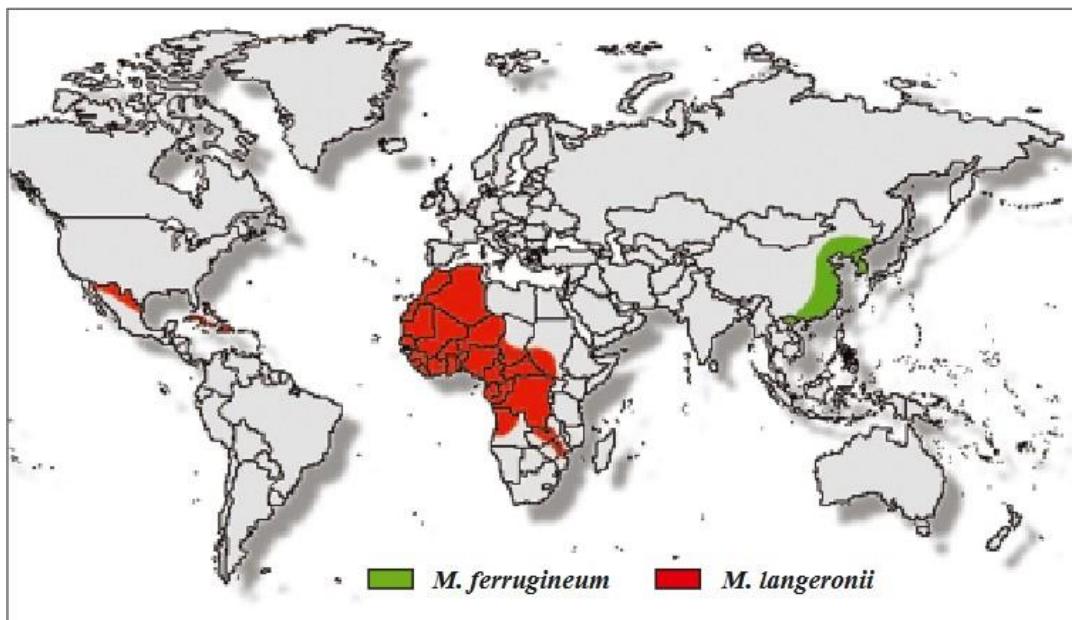


Figure 10 : Aire de répartition de *M. ferrugineum*, *M. audouinii*, Var.*langeronii* (Seebacher *et al.*, 2008).

1.3. Mycoses à *Malassezia*

Les levures *Malassezia*, naturellement présentes dans le microbiote, deviennent pathogènes lors d'immunosuppression ou dans des conditions chaudes et humides, provoquant des affections cutanées comme la dermatite séborrhéique et le pityriasis versicolor (Gaitanis *et al.*, 2012). Certaines espèces, notamment *M. globosa* et *M. restricta*, interagissent avec le système immunitaire, influençant ces pathologies (Wu *et al.*, 2015). Ces découvertes encouragent le développement de thérapies ciblées comme les probiotiques cutanés (Sparber *et al.*, 2020).

1.4. Mycoses à *Moisissures*

Les Mycoses à Moisissures, bien que moins fréquentes que celles causées par des dermatophytes, représentent un problème de santé publique significatif. Une étude au Maroc a diagnostiqué 150 cas d'onychomycose à moisissures sur 5253 cas d'onychomycoses, ce qui donne une prévalence de 2,78 %. Les infections touchent principalement les orteils (95 %) et montrent une légère prédominance féminine (60 %). La *dystrophie* totale de l'ongle est la présentation clinique la plus courante, observée dans 88,3 % des cas (Hajoui *et al.*, 2020).

2. Facteurs favorisants

2.1. Mycoses à Dermatophytes

Les facteurs favorisant l'apparition de la dermatophytose sont nombreux :

- Macération, température et humidité
- Dermatophytoses d'origine animale
- Mode de vie
- Microtraumatismes
- Pratiques capillaires et transmission de champignons
- Facteurs immunodépresseurs
- Influence hormonale (Zhang *et al.*, 2025).

2.2. Mycoses à *Candida*

Les facteurs favorisant l'apparition de la candidose se divisent en deux catégories : les facteurs intrinsèques liés à l'hôte et les facteurs extrinsèques ou iatrogènes.

2.2.4. Facteurs intrinsèques liés à l'hôte

➤ Facteurs physiologiques

Les individus se trouvant dans des conditions extrêmes présentent un risque augmenté de contracter une candidose buccale. Les nourrissons et les personnes âgées, notamment ceux portant des prothèses dentaires. Les femmes enceintes connaissent souvent des épisodes de candidose vaginale (Sobel & Aguin, 2015).

➤ Facteurs locaux

La sueur, la macération, l'humidité, diverses micro-lésions et certaines professions (récolteurs de fruits, pâtissiers) sont des facteurs qui favorisent la candidose cutanée (Metin *et al.*, 2018).

➤ Terrains immunodéprimés ou les pathologies sous-jacentes

Les patients souffrant de cancers ou de troubles sanguins sont fréquemment sujets à une candidose buccale en raison d'une neutropénie ou d'un traitement par antibiotiques (Netea *et al.*, 2016).

2.2.2. Facteurs extrinsèques et/ou iatrogènes

- Traitements pharmaceutiques
- Traitements antimitotiques ou les corticoïdes
- Ulcères peptiques
- Risque d'infection (Glavaš Tahtler *et al.*, 2024).

2.3. Mycoses à *Malassezia*

Plusieurs éléments peuvent favoriser la multiplication des levures du genre *Malassezia*

- Peau séborrhéique (riche en triglycérides et acides gras libres).
- Température élevée, humidité, sudation (ce qui explique la fréquence notable des infections à *Malassezia* dans les zones tropicales).
- État de grossesse - Syndrome de Cushing, hypercorticisme, immunodépression.
- Traitement par corticostéroïdes ou utilisation de pilules contraceptives (Saunte *et al.*, 2020).

3. Diagnostic Mycologique en Laboratoire

Cette approche systématique et multidisciplinaire combine différentes étapes clés pour identifier précisément l'agent fongique et adapter le traitement, comme le recommandent les dernières directives (Hoenigl *et al.*, 2021).

➤ Prélèvement

Cette étape cruciale implique un échantillonnage stérile adapté au site infecté (lésions cutanées, sang, biopsies), utilisant des instruments aseptiques pour éviter toute contamination et garantir des résultats fiables (Cornely *et al.*, 2019).

➤ Examen direct

Cette technique rapide combine l'utilisation de KOH pour lyser les cellules humaines et de colorants spécifiques (bleu lactophénol, Gomori-Grocott) pour révéler les éléments fongiques (hyphes, spores), permettant une identification préliminaire du type de champignon (levures, moisissures ou dimorphes) (Pfaller & Diekema, 2012).

➤ **Mise en culture**

Cette étape clé utilise des milieux sélectifs (Sabouraud, chromogéniques) incubés à 25-37°C pendant plusieurs jours/semaines pour isoler et identifier les champignons, restant la méthode de référence pour confirmer le diagnostic et permettre des analyses complémentaires (Koh *et al.*, 2023).

➤ **Interprétation des résultats**

L'identification précise des champignons repose sur l'observation macroscopique (caractéristiques des colonies) et microscopique (morphologie), complétée par des tests biochimiques (assimilation des sucres) ou moléculaires (PCR, séquençage de l'ADN ribosomal). Ces techniques permettent de distinguer des espèces morphologiquement proches (*C. albicans* vs *C. glabrata*) et d'identifier des espèces émergentes et résistantes comme *C. auris* (Pfaller *et al.*, 2012).

3.1. Techniques de prélèvement

3.1.4. Techniques d'échantillonnage pour la teigne du cuir chevelu

La lampe de Wood permet d'identifier les teignes microsporiques (fluorescence verte) et faviques (bleu-vert), mais ne détecte pas les teignes trichophytiques (*T. tonsurans*). Le prélèvement optimal cible les zones alopéciques avec squames ou cheveux cassés, à l'aide d'instruments stériles (pince, curette), tandis que les lésions suppurées nécessitent un écouvillon humidifié pour les infections mixtes bactério-fongiques (Plan & Additives, 2022).

3.1.5. Modes de collecte des échantillons en présence de lésions cutanées et de modifications des phanères

Pour les lésions squameuses, le raclage des bords actifs avec un racloir Vidal ou une curette Brocq optimise le rendement diagnostique (Rudramurthy *et al.*, 2017)

Pour les intertrigos, un nettoyage préalable suivi du prélèvement des squames dans un contenant stérile est essentiel, tandis que les lésions suintantes nécessitent un écouvillonnage stérile pour capter les exsudats fongiques (Saunte *et al.*, 2020).

3.1.6. Techniques de collecte des échantillons lors de lésions sur les plis cutanés (intertrigos)

Un nettoyage minutieux des plis est crucial avant tout prélèvement. Pour les intertrigos, les zones latérales (orteils) ou périphériques (grands plis inguinaux/axillaires) offrent le meilleur rendement diagnostique (Raghukumar *et al.*, 2018).

Le « scotch-test » s'avère particulièrement utile pour les lésions discrètes ou squameuses, comme dans le pityriasis versicolor, en permettant un transfert direct des éléments fongiques sur lame (Gaitanis *et al.*, 2021).

3.1.7. Techniques de collecte d'échantillons en présence de lésions muqueuses

L'utilisation d'écouvillons stériles est essentielle pour collecter les sécrétions ou débris muqueux (oraux, vaginaux, etc.), avec un premier frottis coloré au MGG pour l'examen direct et un second échantillon conservé pour culture. Cette méthode standardisée permet à la fois une analyse microscopique rapide et une identification précise de l'agent pathogène (Sothern *et al.*, 2022).

3.1.8. Techniques de collecte d'échantillons en cas d'onyxis

La technique de coupe-grattage est privilégiée pour les formes distolatérales, permettant d'analyser la tablette unguéale et la région sous-unguéale tout en évitant les contaminations. Pour les onychomycoses totales/proximales, le prélèvement à la jonction entre ongle sain et atteint offre un meilleur rendement, tandis qu'un simple grattage suffit pour les leuconychies superficielles (Elewski, 2021)

3.2. Diagnostic direct des Mycoses

3.2.4. Examen direct

Cette étape clé permet d'identifier rapidement blastospores et hyphes au microscope, fournissant des informations cruciales sur la morphologie fongique et guidant vers une classification préliminaire (levures, dermatophytes ou moisissures). Sa capacité à confirmer la présence parasitaire justifie souvent un traitement antifongique empirique précoce,

particulièrement crucial dans les infections sévères où le délai est un facteur pronostique majeur (Knoll *et al.*, 2023).

3.2.5. Techniques d'observation

Il existe deux méthodes principales pour effectuer un examen microscopique :

➤ **En l'état frais**

Les échantillons sont placés dans un liquide incolore, tel que l'eau distillée ou le sérum physiologique. Cette technique est facile et rapide à réaliser, mais peut manquer de précision pour détecter des structures fongiques rares (Kelly *et al.*, 2020).

➤ **Avec une coloration spécifique**

Des teintures telles que le bleu au lactophénol ou le noir chlorazol augmentent la visibilité des Blastoconidium et des hyphes. Le calcofluor blanc, un agent fluorescent, est particulièrement utile pour l'identification des structures fongiques à l'aide d'un microscope muni d'une lampe fluorescente et d'un filtre bleu (400-440 nm) (Kelly *et al.*, 2020).

3.2.6. Méthodes d'éclaircissement

La potasse (KOH 30%) et le chloral lactophénol permettent de dissoudre les débris kératinisés pour révéler les structures fongiques, tandis que le blanc calcofluor améliore la détection des hyphes et spores par fluorescence, particulièrement utile pour les infections paucisymptomatiques (Rudramurthy *et al.*, 2017).

3.2.7. Résultats possibles de l'analyse microscopique direct

L'analyse microscopique aide à repérer des structures fongiques spécifiques, facilitant ainsi le diagnostic initial des infections fongiques.

➤ **Examen des squames et des ongles**

La présence d'*hyphes* cloisonnés, ramifiés et réguliers (3-4 µm de diamètre) dans les écailles et les morceaux d'ongles suggère une infection dermatophytique. Ces *hyphes* pénètrent les cellules cornéennes, ce qui les différencie des artefacts ou des contaminants.

➤ **Examen des Cheveux et des Poils**

L'analyse des cheveux et des poils suite à une clarification aide à identifier le genre d'infestation parasitaire :

❖ **Endothrix Teignes**

Les structures fongiques se situent uniquement à l'intérieur du cheveu, elle se divise en deux types : endothrix et favique.

❖ **Teignes Endo-Ectothrix**

Les filaments fongiques se trouvent tant à l'intérieur qu'à l'extérieur du cheveu, elle se divise en deux types : microïde, mégaspore et microsporique (Anane *et al.*, 2013).

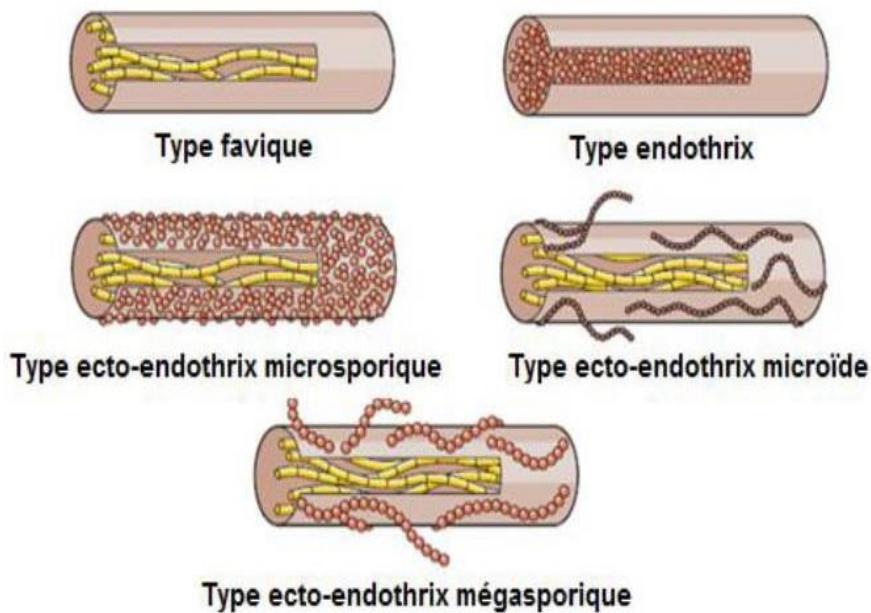


Figure 11 : Différents types de parasitisme pilaire par les dermatophytes (Chabasse et Contet-Audonneau, 2011).

3.3. Mise en Culture

Cette étape clé permet l'identification précise de l'espèce en cause, guidant ainsi le choix thérapeutique. Complémentaire à l'examen direct, elle bénéficie des récentes avancées techniques améliorant sa sensibilité et rapidité diagnostique (White *et al.*, 2021).

3.3.4. Culture des dermatophytes

Le milieu de Sabouraud (enrichi en antibiotiques et cycloheximide) reste le standard pour isoler les dermatophytes, avec une incubation à 25-30°C nécessitant des observations régulières pendant 2-3 semaines pour détecter les caractéristiques morphologiques. Les techniques moléculaires (PCR en temps réel) permettent désormais une identification plus rapide et précise, réduisant le délai diagnostique à quelques jours (White *et al.*, 2021).

3.3.5. Culture des levures

La plupart des levures (sauf *Malassezia*) se cultivent sur milieux standards (gélose au sang, Sabouraud), avec des méthodes d'identification variables : tests rapides (tubes germinatifs pour *C. albicans*), tests biochimiques/immunologiques pour les *Candida* non-albicans, et techniques avancées (MALDI-TOF, séquençage) pour les souches multirésistantes comme *C. auris* (Pappas *et al.*, 2022).

3.3.6. Culture de *Malassezia*

Levures lipophiles nécessitant des milieux enrichis (Dixon, Leeming), leur culture reste secondaire après l'examen direct mais s'avère utile pour les cas complexes ou les études épidémiologiques. Les milieux modifiés (Notman, Dixon amélioré) optimisent l'isolement des espèces cliniquement pertinentes comme *M. globosa* et *M. restricta*, impliquées dans dermatite séborrhéique et pityriasis versicolor (Abdillah *et al.*, 2021).

➤ Durée d'incubation selon le type de champignon

Dermatophytes : 2 à 3 semaines, identification spécifique de *Trichophyton rubrum* en trois semaines.

Candida spp : Identification complète en 2 à 4 jours.

Malassezia spp. : Une analyse directe est généralement suffisante dans les 24 heures, ce qui rend la culture non indispensable (Saunte *et al.*, 2020).

3.4. Identification

3.4.4. Examen macroscopique des cultures

L'examen à grande échelle des colonies offre la possibilité d'évaluer divers attributs, tels que la teinte (sur les surfaces supérieure et inférieure), le contour (ronde, étoilée), le relief (plat, plissé), la texture (duveteuse, poudreuse) et la consistance (molle, élastique). L'identification se fonde également sur la production de pigments diffusants dans l'environnement, comme le soulignent (Jadhav *et al.*, 2024).

3.4.5. Examen microscopique des cultures

Cette étape clé permet d'identifier les structures morphologiques distinctives des champignons : hyphes segmentés, micro/macroconidies (typiques des dermatophytes comme *Trichophyton* avec ses formes "fil de fer barbelé" ou "bois de cerf"), et pour les levures, blastospores, pseudo-hyphes et chlamydospores. *Candida albicans* se reconnaît notamment par sa production de tubes germinatifs et chlamydospores sur milieu PCB (Pappas *et al.*, 2022)

4. Prévention des mycoses superficielles

- Hygiène personnelle régulière Se laver la peau et les cheveux avec des produits adaptés et bien se sécher, surtout entre les orteils et dans les plis.
- Éviter l'humidité prolongée Changer rapidement les vêtements mouillés, ne pas garder des chaussures fermées ou humides longtemps.
- Port de vêtements respirants Conclusion 90 Privilégier les tissus en coton et éviter les habits trop serrés.
- Chaussures personnelles Ne pas partager les chaussures ou les serviettes dans les lieux publics (piscines, douches, salles de sport).
- Utilisation de talc ou de poudre antifongique Pour limiter l'humidité dans les zones à risque (pieds, plis cutanés).
- Traitement rapide des lésions cutanées Pour éviter les portes d'entrée aux champignons.
- Renforcement de l'immunité Alimentation équilibrée, contrôle du diabète, éviter les traitements immunosuppresseurs non nécessaires.
- Surveillance chez les personnes à risque Enfants, sportifs, personnes âgées, immunodéprimés. Ces gestes simples aident à limiter la colonisation fongique et donc la survenue d'infections (Weiner & Johanns 2023).

Chapitre 03

Les antifongiques

1. Définition des antifongiques

Les antifongiques sont des médicaments utilisés pour prévenir et traiter les infections fongiques chez l'homme et l'animal, en détruisant les champignons ou limitant leur prolifération (OMS, 2001).

Ils agissent par divers mécanismes : inhibition de la paroi cellulaire, blocage des acides nucléiques ou perturbation des membranes fongiques (Ghannoum *et al.*, 2021).

On distingue plusieurs classes (polyènes, azolés, allylamines, échinocandines), chacune possédant un mode d'action et un spectre d'activité spécifique (Pappas *et al.*, 2018).

2. Cibles des antifongiques

➤ Cible de la membrane cellulaire des champignons

Tels que *les azolés* et *les polyènes*, visent l'ergostérol en inhibant sa production (*CYP51*) ou en créant des pores dans la membrane cellulaire, ce qui conduit à la mort des cellules. Par exemple : *L'amphotéricine B* (Rybak *et al.*, 2022 ; Anderson *et al.*, 2023).

➤ Cible de la paroi cellulaire des champignons

Les échinocandines bloquent la synthase β -(1,3) -D-glucane, ce qui rend la paroi cellulaire plus fragile. On développe actuellement de nouveaux inhibiteurs de la chitine synthase. Par exemple : La nikkomycine Z (Wu *et al.*, 2022 ; Zhang *et al.*, 2021)

➤ Cible de la synthèse des acides nucléiques

La flucytosine exerce son effet après transformation en 5-FU, inhibant la synthèse d'ADN/ARN. On étudie actuellement des inhibiteurs de la topoisomérase. Par exemple : La flucytosine (Shamithra & Denning 2023 ; Nuti & Cuffaro 2022).

➤ Cible de la synthèse des protéines

Les sordarines agissent de manière spécifique sur les ribosomes fongiques via le facteur *EF2*, réduisant ainsi la toxicité pour l'organisme hôte. Par exemple : La sordarine (Shao *et al.*, 2022).

3. Différentes classes des antifongiques

On compte plusieurs catégories d'antifongiques, chacune intervenant par des mécanismes distincts. Voici une vue d'ensemble de ces catégories et de leurs objectifs :

3.1 Polyènes

Polyènes (comme l'Amphotéricine B et la Nystatine) Mode d'action : Ces composés se fixent à l'ergostérol de la membrane des champignons, générant des pores qui altèrent l'équilibre cellulaire. Ils couvrent la plupart des champignons pathogènes dans leur éventail (Anderson *et al.* 2020).

3.2 Azolés

Des inhibiteurs compétitifs de la lanostérol 14 α -déméthylase, qui entravent la production d'ergostérol. Large éventail, mais résistances courantes à *Candida* et *Aspergillus* (Wiederhold, 2021).

3.3 Amines allyliques

Inhibition permanente de la squalène époxidase, provoquant une accumulation de *squalène* toxique. Particulièrement efficace à l'encontre des dermatophytes. (Ghannoum et Rice 2022).

3.4 Échinocandines

Inhibition non compétitive de la β -(1,3) -D-glucane synthase, qui diminue la robustesse de la paroi cellulaire. Traitements privilégiés pour les candidoses invasives (Perlin, 2023).

4. Traitement des infections fongiques

4.1 Dermatophytes

➤ Teignes

Dans ce type d'infection, il est crucial d'avoir un traitement systémique, car les thérapies locales ne sont pas assez efficaces pour atteindre le cœur du cheveu et éradiquer l'infection. Pour soigner les teignes, une stratégie thérapeutique efficace nécessite l'association d'un traitement localisé et d'une thérapie systémique. La griséofulvine et la terbinafine sont deux substances qui s'avèrent efficaces dans le traitement des infections dermatophytiques (Gupta et Lyons 2024).

➤ Traitement des intertrigos

Le traitement des intertrigos varie selon leur sévérité : antifongiques topiques (1-2×/jour pendant 1-4 semaines) pour les formes légères, avec choix de la formulation (crème pour lésions sèches, poudre pour lésions macérées), et antifongiques oraux pour les cas étendus après confirmation mycologique. La terbinafine (1×/jour, 1 semaine) est particulièrement efficace pour les intertrigos dermatophytiques (StatPearls, 2022).

➤ Infection fungique des ongles

Le traitement des onychomycoses varie selon leur localisation et sévérité : antifongiques topiques pour les formes superficielles, systémiques pour les atteintes profondes/proximales, avec une durée de 3 à 12 mois jusqu'à repousse complète et confirmation mycologique de guérison (Gupta et Daigle, 2023).

5. Traitement antifongique des levures

5.1. Candidoses

5.1.1. Candidoses de la peau et des ongles

➤ Intertrigos

Les formes légères nécessitent des antifongiques locaux (azoles, terbinafine, ciclopiroxolamine), tandis que les cas étendus ou récurrents requièrent un traitement systémique (fluconazole, itraconazole) (Del Rosso, 2024). Les poudres antifongiques sont recommandées dans les zones macérées pour réduire l'humidité, avec une durée de traitement adaptée (1 semaine à 3 mois) selon la réponse clinique (Aly, 2021).

➤ Périonyxis et onyxis

Les infections de gravité modérée sont habituellement traitées par l'usage local d'une solution filmogène, comme l'amorolfine ou le ciclopirox. Cependant, quand la matrice unguéale est touchée ou que plusieurs ongles sont infectés, l'application d'un traitement antifongique systémique devient indispensable. Dans ce contexte, les molécules principales employées comprennent la terbinafine, le fluconazole et l'itraconazole (Martin Schaller *et al.*, 2024).

5.1.2. Candidose des muqueuses

➤ Candidoses de la bouche et de l'oropharynx

La prévention des infections fongiques repose sur l'ajustement des facteurs de risque : réduction des corticoïdes/immunosuppresseurs/antibiotiques si possible, contrôle du diabète, arrêt du tabac, amélioration de l'hygiène buccale et adaptation des prothèses dentaires (Thompson III *et al.*, 2023).

➤ Candidoses vaginales

Le traitement des mycoses vaginales repose sur des imidazolés topiques (1-3 jours) ou du fluconazole en dose unique. Pour les récidives (≥ 4 épisodes/an), un traitement prolongé par fluconazole (150 mg/semaine pendant 6 mois) est indiqué (Pappas *et al.*, 2023).

5.2. Pityriasis versicolor

Le traitement associe antifongiques topiques (sélénium 2,5% ou azolés) pour les formes légères (80-90% d'efficacité) et fluconazole oral (150 mg/semaine) pour les cas sévères, avec une hypopigmentation résiduelle fréquente persistant 3-6 mois (Hald *et al.*, 2023).

Partie expérimentale

Méthodologie de l'étude

Centre de l'étude

Notre stage se fait au niveau de l'unité de parasitologie et mycologie du Laboratoire de l'EPH Mohames Boudiaf El Khroub Constantine.

1. Présentation de l'établissement hospitalier d'El Khroub

1.1. Contexte géographique et démographique

L'établissement public de santé d'El Khroub, connu sous le nom d'hôpital Mohamed Boudiaf, est localisé dans la commune d'El Khroub en Algérie, à peu près 16 km vers le sud-est de Constantine. Voici quelques points essentiels à propos de cet hôpital :

- **Emplacement et accessibilité**
- **Localisation :** Route de Batna, El Khroub, Wilaya de Constantine, Algérie, Positionné à proximité du centre d'El Khroub, avec un accès facile depuis Constantine via la RN3
- **Compétences et prestations de service**
 - **Catégorie :** Établissement public de santé (EPS).
 - **Capacité :** Des centaines de lits (la capacité précise peut varier en fonction des sources).
 - **Services principaux**
 - Laboratoires d'analyses
 - Pédiatrie.
 - Médecine générale
 - Intervention chirurgicale
 - Urgences
 - Obstétrique et gynécologie
 - Imagerie médicale et radiologie

2. Méthodologie de l'étude

2.1. Type d'étude

Notre étude comprend une analyse prospective sur quatre mois, du 16 février 2025 au 5 juin 2025, et a été conduite au sein de l'unité de parasitologie et mycologie du Laboratoire de

l'EPH Mohames Boudiaf El Khroub Constantine, ainsi qu'une analyse rétrospective couvrant deux années (2023/2024).

2.2. Population cible

Les patients de divers âges ont été intégrés dans cette recherche. Ces patients, sont des patients ambulatoires orientés à partir de diverses consultations pour une collecte et un diagnostic mycologique lorsqu'une mycose superficielle est suspectée.

2.3. Outils de collecte des données

Les informations ont été recueillies à partir du registre et des dossiers médicaux des patients qui se sont présentés au cours de la période de stage. Un questionnaire est administré à chaque patient pour la compilation des fiches d'informations. Les informations citées comprennent :

- Identification du patient (nom, prénom et âge).
- Lieu de résidence du patient.
- Indices cliniques.
- Indicateurs radiologiques.
- Indicateurs biologiques.
- Résultats de l'analyse directe et de l'analyse après culture.

3. Critères d'inclusion et d'exclusion

La démarche à suivre, lors du diagnostic mycologique, se résume aux étapes suivantes :

- Le prélèvement.
- L'examen direct.
- La culture sur milieux appropriés.
- L'identification.

3.1. Prélèvement

Selon la Société Française de Mycologie Médicale 2021 (SFMM) le prélèvement représente une phase cruciale pour assurer la fiabilité de l'analyse mycologique. Pour garantir des résultats culturels exacts, il est indispensable que cette procédure soit réalisée par des

professionnels compétents, avec un équipement stérilisé, de préférence avant le début de tout traitement antifongique. Les techniques de prélèvement diffèrent en fonction des traits cliniques des lésions et de leur position anatomique.

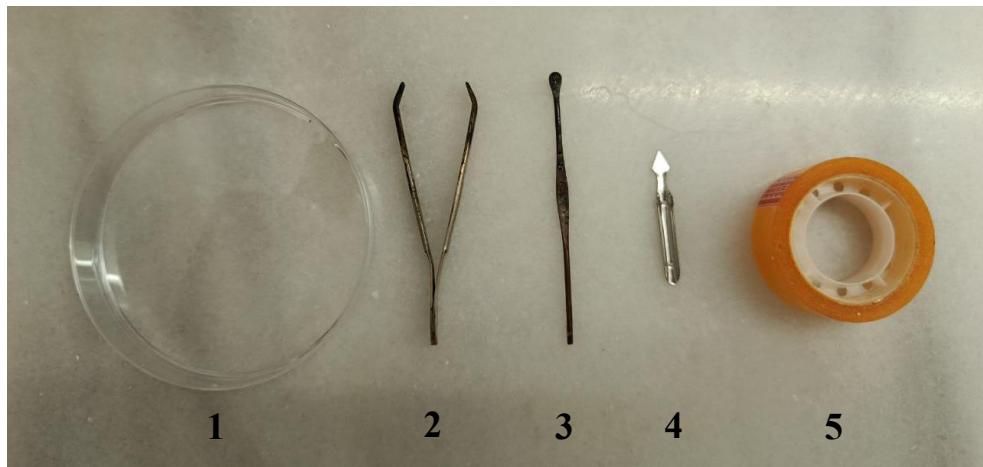


Figure 12 : Équipement standardisé pour diagnostics parasitologiques et fongiques (Lab. EPH, 2025):
1. Boîte de Pétri • 2. Pince stérile • 3. Curette métallique • 4. Vaccinostyle • 5. Bande adhésive (scotch-test).

3.1.1. Prélèvements superficiels

➤ Infections fongiques du cuir chevelu (teignes)

Lorsqu'une teigne du cuir chevelu est suspectée, le prélèvement diagnostique s'effectue en extrayant les cheveux fragilisés à l'aide d'une pince fine. Par ailleurs, les squames présentes sur le cuir chevelu sont recueillies par un grattage délicat à l'aide d'une curette dermatologique.

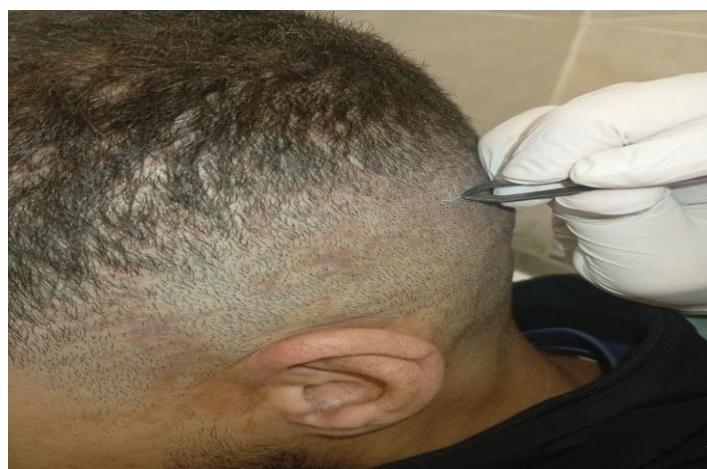


Figure 13 : Aspect clinique d'une teigne du cuir chevelu.



Figure 14 : Aspect clinique d'une teigne du cuir chevelu.



Figure 15 : Aspect clinique d'une teigne du cuir chevelu.

➤ **Prélèvement des lésions cutanées**

Concernant les lésions squameuses, l'échantillonnage est effectué à l'aide d'une curette stérile, en privilégiant la collecte des squames localisées à la périphérie de la lésion, où la concentration en champignons est généralement plus élevée.



Figure 16 : Aspect clinique des lésions cutanées.



Figure 17 : Aspect clinique des lésions cutanées.

➤ Prélèvements unguéaux dans les mycoses (onyxis)

Dans le cadre du diagnostic des infections fongiques des ongles (onychomycoses), un échantillonnage est réalisé en raclant la zone affectée à l'aide d'une curette stérile. La méthode employée est la suivante :

- ❖ Viser la zone affectée (généralement l'ongle épaisse, décoloré ou cassant).
- ❖ Obtenez les squames ou les débris sous-unguéaux en grattant profondément, au niveau du lit unguéal ou de la tablette interne, là où la densité fongique est maximale.
- ❖ Déplacez l'échantillon dans un récipient stérile ou sur un milieu de culture pour une analyse mycologique.



Figure 18 : Aspect clinique d'une Onychomycose.



Figure 19 : Aspect clinique d'une Onychomycose.

3.2. Examen direct en mycologie

Selon la *Clinical & Laboratory Standards Institute 2023* (CLSI), L'examen direct, qui permet de visualiser directement les éléments fongiques, est une étape essentielle dans le diagnostic des mycoses, facilitant ainsi une orientation rapide du diagnostic. L'aspect obligatoire en découle de sa faculté à produire des résultats préliminaires instantanés, antérieurs même à la culture.

3.2.1. Méthodes en fonction du type d'échantillonnage

➤ Concernant les échantillons solides (*squames, cheveux, ongles*)

Le résultat du grattage est réparti sur une lame propre. On incorpore une goutte de lactophénol (Annexe 5) (afin d'éclaircir et de préserver) ou *Potasse* (pour les ongles). Une lamelle recouvre le frottis. On observe avec un microscope optique en utilisant l'objectif à x40.

➤ Concernant le test Scotch

Un morceau de scotch est posé sur la lésion de la peau. Le ruban est par la suite appliqué directement sur une lame destinée à la microscopie. L'observation s'effectue sans coloration au microscope optique avec un objectif $\times 40$.

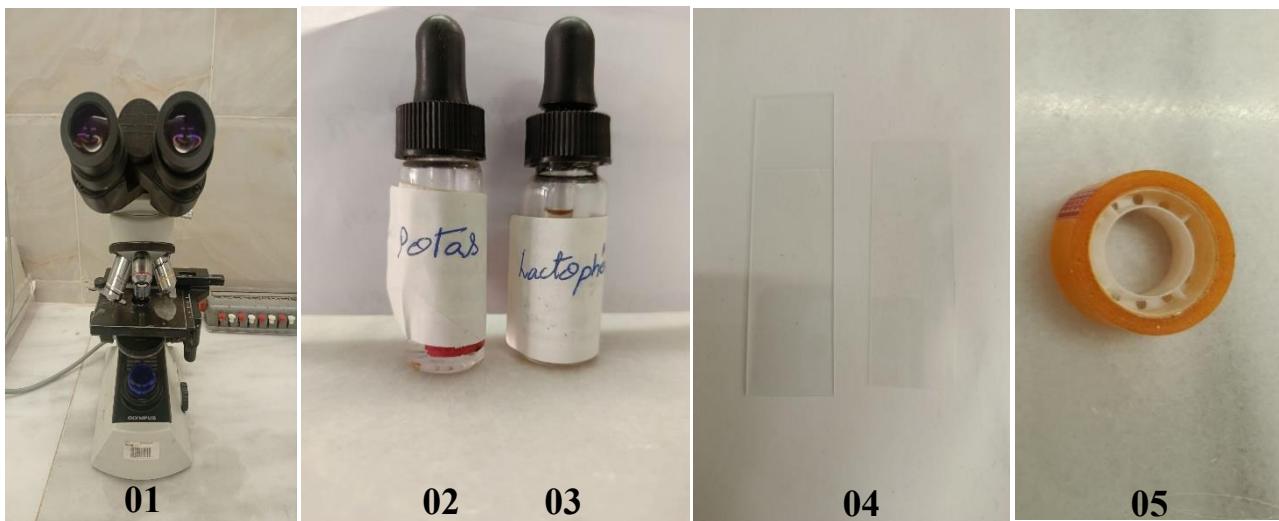


Figure 20 : Matériel de l'examen direct (01) Microscope, (02) Potasse, (03) Lactophenol, (04) Lame et Lamelle (05), Bande adhésive (scotch-test).

4. Culture sur milieux appropriés

Selon le CLSI, l'objectif de la culture est l'établissement et l'isolement de colonies, ce qui est essentiel pour identifier les champignons à l'origine des infections fongiques. Elle implique de prélever une partie de l'échantillon (une portion plus importante que celle utilisée pour l'examen direct) Ensuite, il faut le cultiver à l'aide d'une boucle de platine sur deux milieux de culture distincts :

4.1. Milieu de culture Sabouraud-Chloramphénicol (SC)

Un milieu enrichi en chloramphénicol destiné à réduire la prolifération des *bactéries*, favorisant ainsi la croissance des champignons pathogènes, tels que les dermatophytes et les levures.

4.2. Milieu de culture Sabouraud -Chloramphénicol-Actidione (SCA)

En plus du *chloramphénicol*, ce milieu de culture contient de la *cycloheximide* (actidione), ce qui permet d'éliminer les *champignons saprophytes* tout en favorisant la croissance des

espèces pathogènes telles que les *dermatophytes* et certains *champignons dimorphiques* tels que *l'Histoplasma* et le *Coccidioides*. (Annexe 01)

➤ Culture de milieu

Les cultures sont maintenues à une température de 27°C pendant une durée variant de 1 à 4 semaines pour favoriser la croissance des *champignons filamentueux* (*dermatophytes*, *moisissures*).

Si une présence de *levures* (par exemple : *Candida*, *Cryptococcus*) est suspectée, une incubation supplémentaire à 37°C pendant 24 à 48 heures peut être effectuée pour stimuler leur développement. Si aucune colonie n'est détectée après ce délai, on considère que la culture est négative.

Cette technique assure une détection précise des agents fongiques tout en minimisant les contaminations indésirables par des bactéries et des champignons.



Figure 21 : Matériel de culture : (01) Etuve à 37 °C (02) Etuve à 27 °C (03) Les deux milieux de cultures (SC/SCA).

5. Identification

Selon le SFMM, la détermination des espèces de champignons filamentueux ou de levures aide à identifier le type de contamination et à ajuster le traitement en conséquence. Elle s'appuie principalement sur la rapidité de croissance du champignon, son apparence à l'échelle

macroscopique (forme et couleur des colonies, diffusion des pigments) ainsi qu'à l'échelle microscopique (dimension et forme des champignons).

5.1. Identification des dermatophytes

L'examen microscopique consiste à prélever un échantillon de culture avec une pipette Pasteur, puis à déposer cet échantillon sur une lame et à ajouter une goutte de bleu coton. Puis, une lame est soigneusement positionnée sur la surface, ce qui permet l'observation au microscope. Une méthode alternative "technique du drapeau", implique le prélèvement d'un fragment de la colonie à l'aide d'un morceau de scotch préalablement attaché à une extrémité de la pipette Pasteur (ou de l'anse de platine). Ce segment est par la suite appliqué sur la culture à analyser. Puis, il est analysé entre une lame et une lamelle, après avoir ajouté deux gouttes de *bleu de méthylène*, suivi d'une observation au microscope (x40).



Figure 22 : Identification des dermatophytes.

5.2. Identification des levures

L'examen microscopique (technique du bleu de coton ou du drapeau) est utilisé pour identifier les levures en se basant sur leur morphologie (forme, taille, bourgeonnement) et leurs structures. On identifie *Candida albicans* par ses cellules de forme ovale et ses *pseudohyphes*, *Cryptococcus neoformans* par la présence de cellules encapsulées (confirmation possible avec l'encre de Chine), et *Rhodotorula* spp. Grâce à sa coloration rose-orange. Toutefois, ces techniques ne permettent pas une identification exacte, nécessitant fréquemment des tests additionnels tels que le tube germinatif (le test de filamentation).

5.3. Test de filamentation

Selon le SFMM, l'examen permet de déterminer rapidement *Candida albicans*, suite à une incubation dans du sérum humain à 37°C.

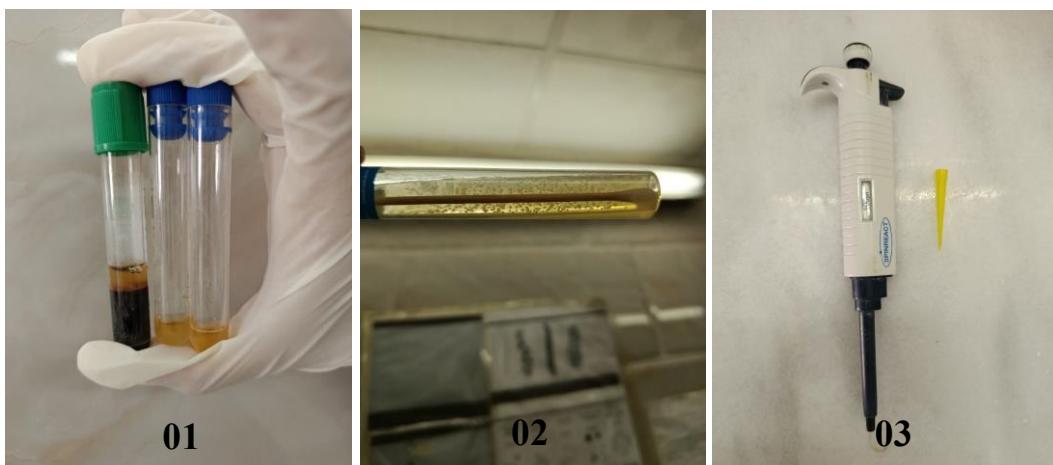


Figure 23 : Matériel du test antifongique : (01) Sérum humain (02) Culture levurienne (03) Micropipette et les embouts.

➤ Protocol

Préparation de la suspension

- ❖ Il faut prélever une colonie de *Candida* et l'émulsionner dans 0,5 ml de sérum humain afin d'obtenir une suspension légèrement trouble.

Incubation

- ❖ Incuber à une température de 37°C pendant une durée de 2 à 3 heures.

Analyse microscopique

- ❖ Déposez une goutte entre la lame et la lamelle.
- ❖ Examinez sous microscope (à un grossissement de x40) à la recherche de tubes germinatifs (extensions hyphales).

6. Test Antifongigramme

Le test antifongigramme est une méthode standardisée par le CLSI pour évaluer *in vitro* la sensibilité des champignons (levures et moisissures) aux antifongiques. Son objectif est de déterminer la CMI d'un antifongique et de classer la souche fongique comme sensible, intermédiaire ou résistante pour guider le traitement clinique.

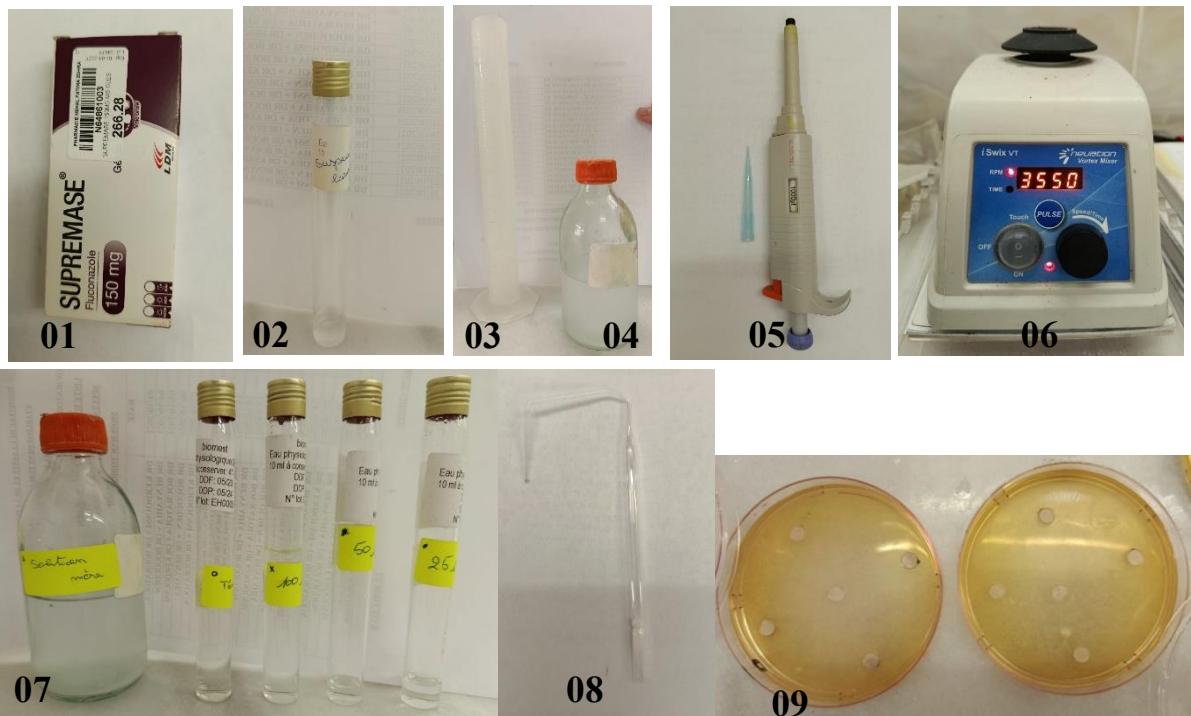


Figure 24 : Matériel du test antifongique : (01) Fluconazole 150 mg (02) Suspension levurienne (03) Éprouvette graduée 100ml (04) flacon d'eau distillée (05) Micropipette (06) Vortex (07) Serie de dilutions (08) Pipette Pasteur rateau (09) Boites Pétri culturées.

➤ Protocol

Selon Pharmacopée Européenne (Ph. Eur.) :

Préparation du Dilutions d'une capsule de fluconazole à (150mg)

1) Dilution initiale

$$150\text{mg} = 150000\mu\text{g} \leftrightarrow 1\text{ml} = 1000 \mu\text{g}$$

Dissoudre 150g dans 100ml d'eau distillée donc 150g /100ml

$$Ci = 1500 \mu\text{g/ml}$$

2) Réparation d'une solution intermédiaire

Prendre 1 ml de la solution mère (1500 $\mu\text{g}/\text{ml}$) et diluer dans 14 ml d'eau (1ml+14ml=15ml) $\Rightarrow 1500/15=100 \mu\text{g}/\text{ml}$

Nouvelle concentration = 100 $\mu\text{g}/\text{ml}$

3) Solution du 100 $\mu\text{g}/\text{ml}$

Utiliser directement la solution intermédiaire

C1= 100 $\mu\text{g}/\text{ml}$

4) Solution du 50 $\mu\text{g}/\text{ml}$

Prendre 1ml de solution à 100 $\mu\text{g}/\text{ml}$ et ajouter 1ml d'eau

C2= 50 $\mu\text{g}/\text{ml}$

5) Solution du 25 $\mu\text{g}/\text{ml}$

Prendre 1ml de solution à 50 $\mu\text{g}/\text{ml}$ et ajouter 1ml d'eau

C3= 25 $\mu\text{g}/\text{ml}$

Préparation des disques

- Prendre une goutte de la suspension levurienne et vider la dans la boite Pétrie qui contient le milieu saboraud chlorophénicol actidione.
- Prendre un disque de papier avec une pince et plonger dans les différentes dilutions (chaque disque dans une dilution).
- Placez les disques à différents endroits du milieu pour assurer une vue plus claire de la zone .

Incubation

- ❖ Incuber à une température de 37°C pendant une durée de 24 heures.

Résultats

1. Résultats globaux

Pendant la période de notre étude, un total de 307 cas à des fins mycologiques ont été effectués, parmi lesquels 162 prélèvements se sont révélés positifs, représentant ainsi un taux de positivité de 53%.

1.1. Distribution basée sur la positivité et négativité des cas (Examen direct)

Sur tous les échantillons examinés, 162 se sont avérés positifs, ce qui représente un taux de positivité de 53 %. Ces échantillons positifs ont démontré une croissance fongique satisfaisante, avec l'apparition de colonies clairement visibles. 145 ont été identifiés comme négatifs, ce qui équivaut à un taux de négativité de 47 % (Figure 23).

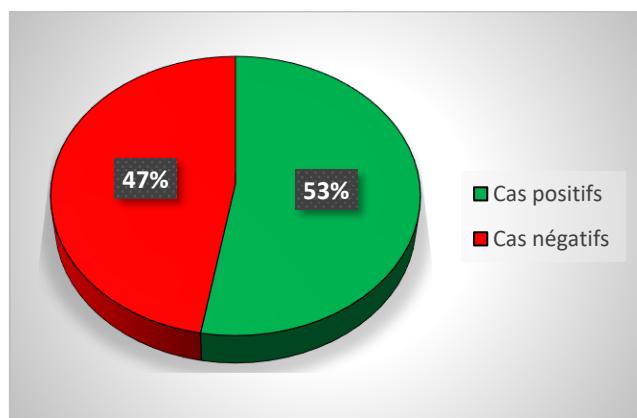


Figure 25 : Distribution basée sur la positivité et négativité des cas (examen direct) n=307.

1.2. Distribution basée sur la positivité et négativité des cas (résultats de culture)

Sur les 307 cas étudiés après la culture, nous avons constaté 154 cas positifs (50%) par opposition à 153 cas négatifs (qui représentent 50%). De ce fait, les infections confirmées correspondent à un pourcentage légèrement en dessous de la moitié des échantillons, alors que les cas négatifs constituent la prédominance des diagnostics. Cette distribution indique une prévalence de résultats négatifs dans l'échantillon analysé (Tableau 3).

Tableau 3 : Distribution basée sur la positivité des cas (résultats de culture) n=307.

Cas	Cas positifs	Cas négatifs	Total des cas
Nombre des cas	154	153	307
Pourcentage	50%	50%	100 %

1.3.Distribution basée sur le sexe des patients

La distribution de la population (162 individus) par genre montre une majorité d'hommes avec un taux de 54%, contre 46% pour les femmes avec un sexe-ratio H/F = 1,18 (Tableau 4).

Tableau 4 : Distribution basée sur le sexe des patients n=162.

Le sexe	Féminin	Masculin	Total des cas
Nombre des cas	74	88	162
Pourcentage	46 %	54 %	100 %

1.4.Distribution basée sur les cas en fonction de l'agent infectieux

Dans le nombre total de cas positifs, les dermatophytes sont identifiées comme la cause principale chez 101 patients (62 %). Pour ce qui est des levures, elles ont été repérées dans 61 échantillons, soit 38% des cas. Ainsi, les mycoses superficielles à dermatophytes sont supérieures que les infections à levures (Figure 24).

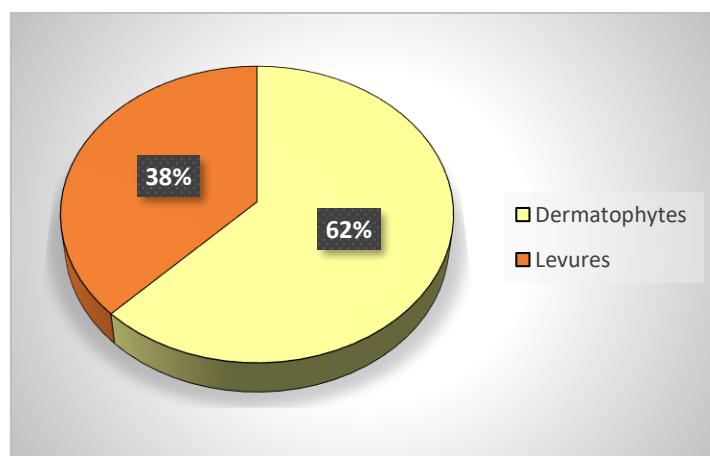


Figure 26 : Distribution basée sur les cas en fonction de l'agent infectieux n=101.

1.5.Distribution basée sur le site des lésions mycosiques

L'examen des 162 cas indique que la localisation la plus courante est les ongles, touchant 64 patients (39%). Suivent ensuite les atteintes des cheveux (50 cas, soit 31 %) et de la peau (48 cas, ou 30 %). Par conséquent, les infections des ongles constituent la majorité des cas, tandis que les atteintes capillaires et cutanées se répartissent le reste des cas de manière assez équilibrée (Figure 25).

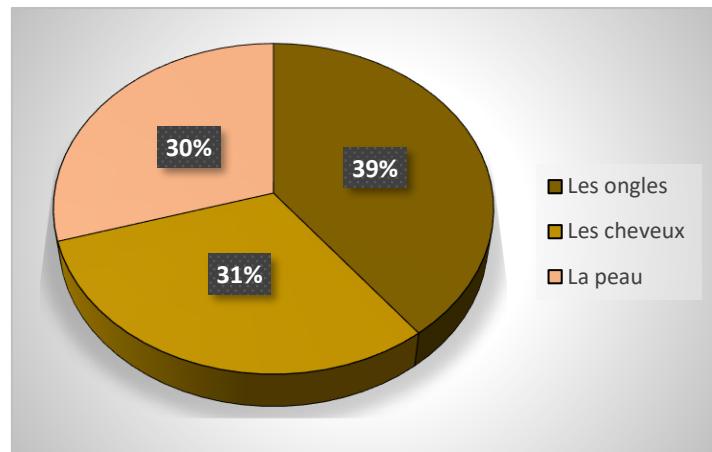


Figure 27 : Distribution basée sur le site des lésions mycosiques n=162.

1.6. Distribution basée sur la tranche d'âge

La moyenne d'âge est de 39.5 ans, avec un âge minimum de 1 ans et le maximum étant de 78 ans. La tranche d'âge de [0-10ans] est dominante avec 30% (Tableau 4 et la Figure 26).

Tableau 4: Distribution basée sur la tranche d'âge n=162.

Tranche d'âge	Nombre de cas	Pourcentage
0-10 ans	49	30%
10-20 ans	26	16%
20-30 ans	16	10%
30-40 ans	12	7%
40-50 ans	15	9%
50-60 ans	17	11%
≥ 60 ans	27	17%
Total	162	100%

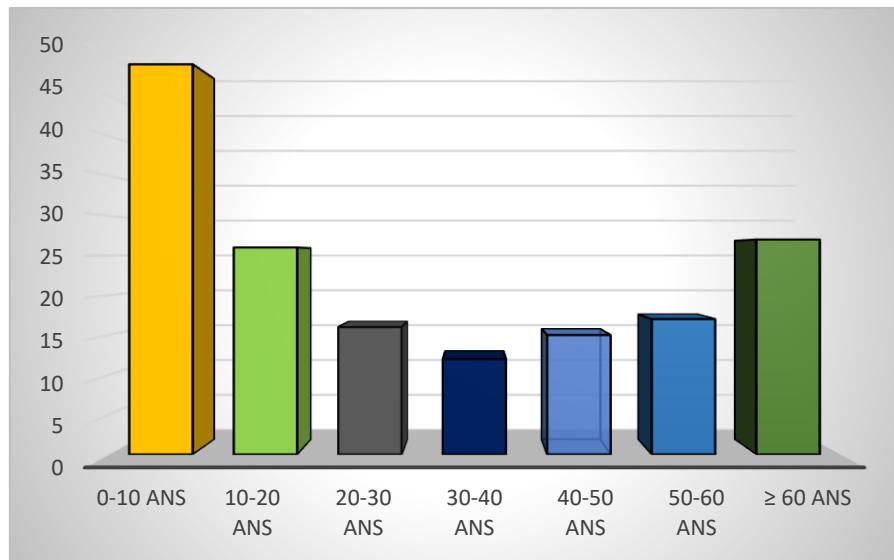


Figure 28 : Distribution basée sur la tranche d'âge n=162.

2. Caractérisation et distribution des champignons isolés par espèce

2.1. Diagnostic basé sur l'examen morphologique

❖ Détection et caractérisation des dermatophytes au laboratoire

Pour les dermatophytes, quatre espèces ont été identifiées grâce à l'isolement des cultures. *Teigne trichophytique*, *Microsporum canis*, *Microsporum audouinii* et *Trichophyton rubrum* sont identifiés pour une souche seulement.

2.1.1. Teigne trichophytique

L'identification du champignon *Trichophyton spp.* La teigne se base sur l'observation des cultures à la fois à l'échelle macroscopique et microscopique.

➤ Aspect macroscopique

Les colonies montrent des caractéristiques diverses en fonction de l'espèce : elles peuvent avoir une texture poudreuse, veloutée ou duveteuse, avec des teintes allant du blanc au crème, et même rougeâtre (par exemple *T. rubrum*). Parfois, le verso présente des pigments distinctifs, tels qu'un rouge de type vineux (*T. rubrum*) ou un jaune-brun (*T. mentagrophytes*).



Figure 29 : Observation macroscopique de *Teigne Trichophytique* dans un tube au laboratoire.

➤ **Aspect microscopique**

On identifie des filaments mycéliens cloisonnés, une profusion de macroconidies (sphériques ou en forme de poire) et, pour certaines espèces, des macroconidies peu courantes, lisses et de forme cylindrique. Le diagnostic peut également être guidé par la présence de structures caractéristiques, comme les spirales mycéliennes (*T. mentagrophytes*) ou les chlamydospores (*T. verrucosum*).

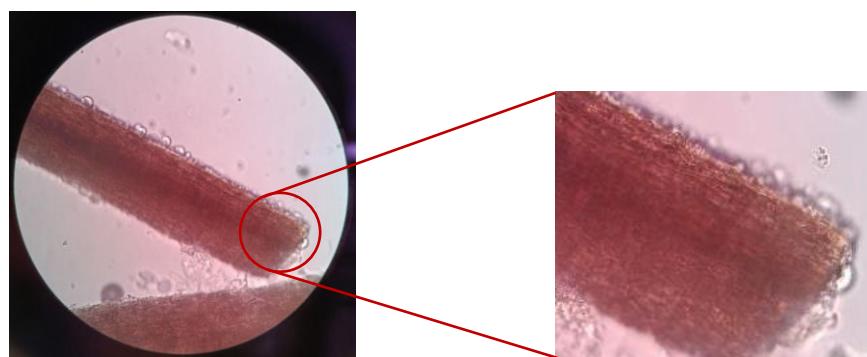


Figure 30 : Observation microscopique (Gx40) *Teigne trichophytique* au laboratoire.

2.1.2. *Microsporum audouinii*

➤ **Aspect macroscopique**

Les colonies de *Microsporum audouinii* affichent une texture semblable à du velours ou du coton, parfois subtilement poudreuse sur la surface. La partie supérieure présente une teinte allant du blanc au gris-beige, qui peut évoluer vers des nuances rosées avec le temps. En revanche, la face inférieure arbore une coloration jaune clair à brunâtre, sans aucune nuance

rouge. L'expansion est graduelle (10 à 14 jours), créant des colonies habituellement planes, avec parfois un centre légèrement relevé.

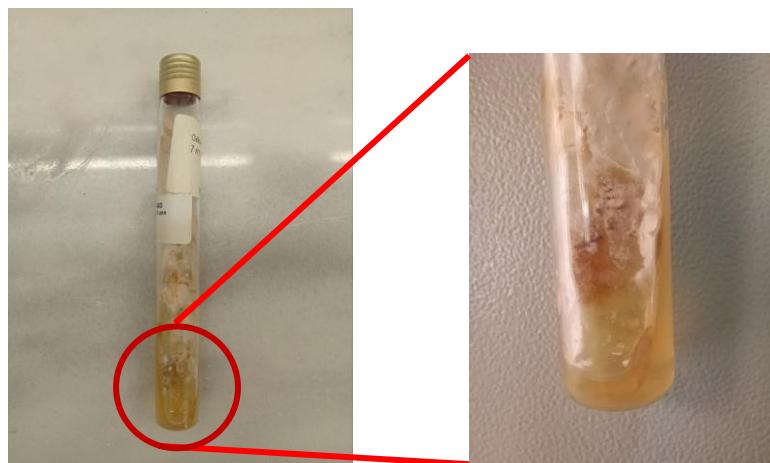


Figure 31 : Observation macroscopique du *Microsporum audouinii* en tube au laboratoire.

➤ Aspect microscopique

Les hyphes de *Microsporum audouinii*, qui sont septées et ramifiées, affichent des structures distinctives semblables à un peigne (hyphes pectinés). Les macroconidies, qui sont rares, se caractérisent par leur forme en fuseau allongé et épais, dotées de 4 à 6 septas, et possèdent une paroi typiquement rugueuse ou couverte d'épines propre à cette espèce.

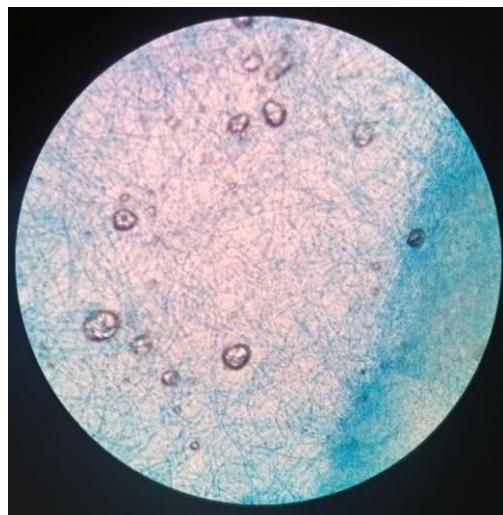


Figure 32 : Observation microscopique (Gx40) du *Microsporum audouinii* au laboratoire.

2.1.3 *Microsporum canis*

L'identification du *Microsporum canis*, responsable des dermatophytoses (teignes), se base sur une étude mycologique intégrant l'examen macroscopique et l'analyse microscopique des cultures de champignons.

➤ **Aspect macroscopique**

Les colonies affichent une texture semblable à de la laine ou du duvet (qui peut parfois devenir poudreuse avec le temps), arborant des teintes allant du blanc au jaune clair sur leur côté supérieur, tandis que leur verso est généralement d'une couleur jaune-orangé. La croissance de ce champignon est rapide (5-10 jours sur Sabouraud), et sa pigmentation distincte aide à le distinguer des autres *Microsporum*.



Figure 33 : Observation macroscopique de *Microsporum canis* en tube au laboratoire.



Figure 34 : Observation macroscopique de *Microsporum canis* au laboratoire.

➤ **Aspect microscopique**

Microsporum canis se distingue par ses macroconidies de forme fuselée, à multiples cellules (6-15 cellules) et dotées d'une paroi épineuse - un critère déterminant pour le diagnostic. On note aussi la présence rare de macroconidies en forme de clé et d'hyphes

septés, qui sont parfois spiralées. Ces caractéristiques distinctives, notamment les macroconidies verruqueuses.



Figure 35 : Observation microscopique (Gx40) de *Microsporum canis* au laboratoire.

2.1.4. *Trichophyton rubrum*

La reconnaissance du champignon *Trichophyton rubrum*. L'étude de la teigne repose sur l'examen des cultures tant à une échelle macroscopique que microscopique.

➤ Aspect macroscopique

Les colonies de *Trichophyton rubrum* affichent une texture qui évoque le velours ou le coton, qui peut devenir légèrement poudreuse avec le passage du temps. La partie supérieure est d'abord de couleur blanche à crème, avant d'acquérir une nuance rougeâtre distinctive, tandis que le dessous est marqué par une coloration rouge vin, qui constitue un élément caractéristique de cette espèce. La croissance se fait assez lentement (7 à 14 jours) et forme des colonies de type plat, parfois ornées de rayures radiales.



Figure 36 : Observation macroscopique de *Trichophyton rubrum* en tubes au laboratoire.

➤ **Aspect microscopique**

Les hyphes du *Trichophyton rubrum* sont divisés par des septas, présentent une ramification et sont hyalins (c'est-à-dire transparents). Les macroconidies, qui sont nombreuses et de dimensions réduites, ont une forme rappelant celle d'une poire ou d'une sphère et se regroupent en bouquets sur les hyphes. En ce qui concerne les macroconidies, elles sont relativement rares (à l'opposé du *Microsporum*), avec une forme fine et étendue, divisées en compartiments (de 3 à 8 cellules) et dotées d'une paroi lisse.



Figure 37 : Observation microscopique (Gx40) de *Trichophyton rubrum* au laboratoire.

❖ **Détection et caractérisation des levures au laboratoire**

Pour les souches levuriennes, un seul genre a été isolé, il s'agit du genre candida avec une seule espèce *candida albicans*, représenté par candidose vulvo-vaginale.

2.1.5 *Candida albicans*

L'agent courant des candidoses cutanées et muqueuses c'est *Candida albicans*, elle reconnue grâce à une analyse mycologique qui associe l'examen macroscopique et microscopique de cultures fongiques.

➤ **Aspect macroscopique**

Les colonies de *Candida albicans* ont une consistance crémeuse et lisse, qui semble un peu brillante (mais peut devenir mate avec le temps), et elles affichent une couleur distinctive allant du blanc au crème sur leur surface supérieure. Ils se développent rapidement, et leur croissance devient perceptible après une incubation de 24 à 48 heures.



Figure 38 : Observation macroscopique de *Candida albicans* en tube au laboratoire.

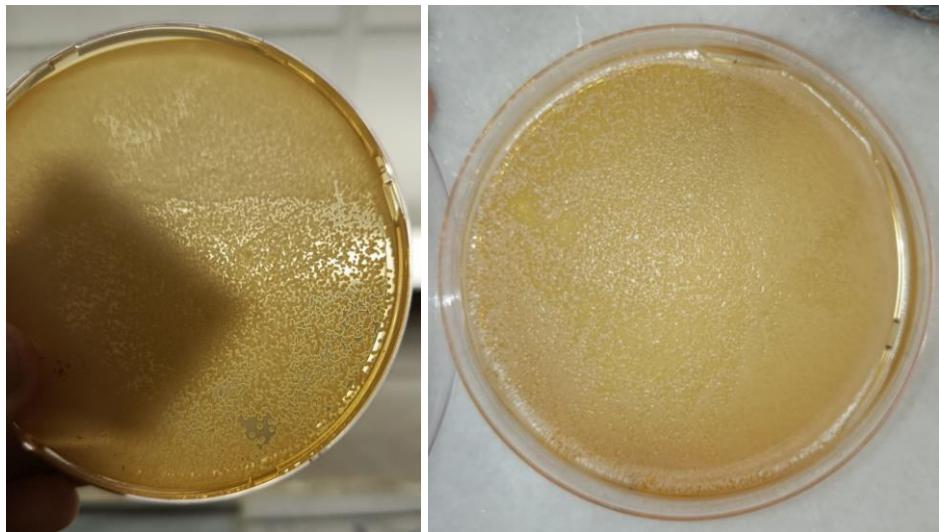


Figure 39 : Observation macroscopique de *Candida albicans* en boîte Pétri au laboratoire.

➤ **Aspect microscopique**

L'examen met en évidence une forme de levure typique, avec des cellules de forme ovale à sphérique (3-6 µm) qui possèdent un bourgeonnement distinctif. On observe aussi des pseudo-hyphes, qui sont des filaments étirés composés de cellules reliées, distincts des hyphes véritables. L'examen de germination à 37°C pendant 2 à 3 heures facilite l'observation des tubes germinatifs, un indicateur présomptif essentiel pour l'identification.

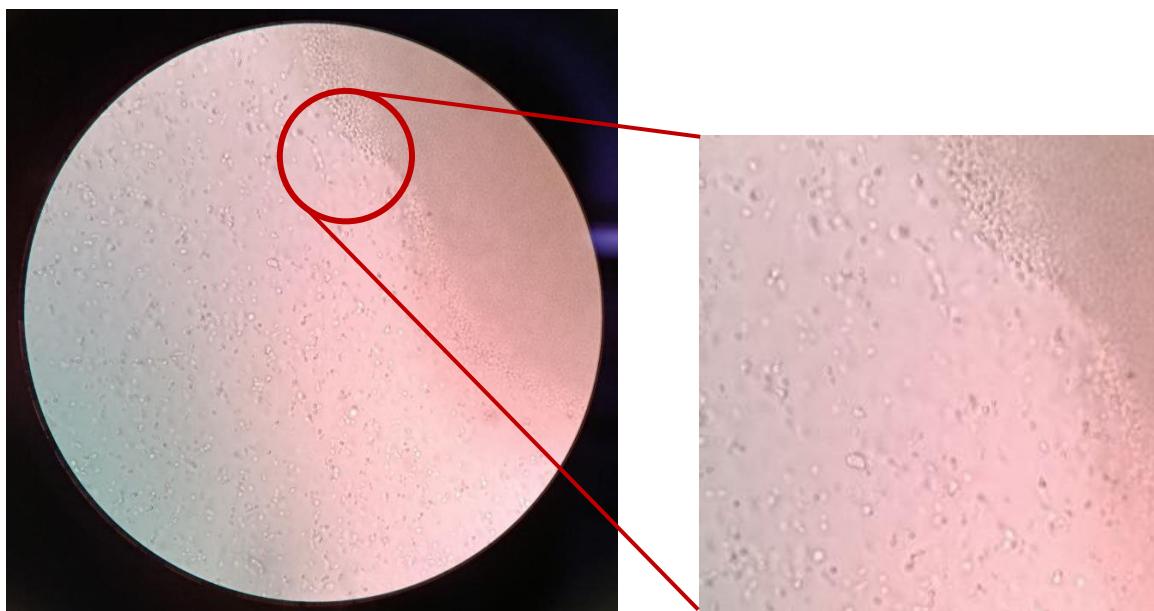


Figure 40 : Observation microscopique (Gx40) de *Candida albicans* au laboratoire.

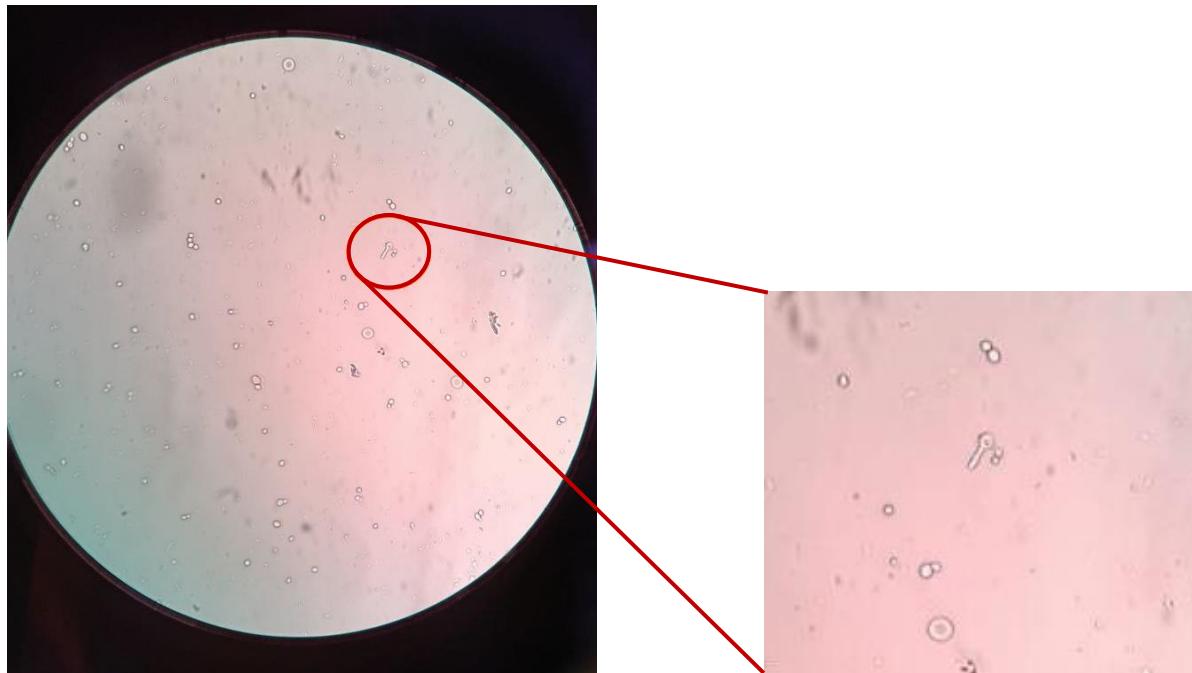


Figure 41 : Observation microscopique (Gx40) des tubes germinatifs de *Candida albicans* au laboratoire.

2.2. Distribution basée sur l'espace fongique

Selon les informations consignées dans la figure 41, l'analyse des cultures a permis d'identifier trois espèces distinctes de dermatophytes : *Trichophyton rubrum* se distingue nettement comme être le champignon dominant, ayant été identifié chez 47 patients, soit 48% du total des cas isolés. Pour *Microsporum canis*, la proportion est de 38%, et pour finir avec *Microsporum Audouinii*, elle se situe à 15%. En ce qui concerne les levures : *Candida albicans* constitue 43 des 61 espèces isolées, soit une proportion de 70%. Ainsi, elle se présente comme l'espèce prédominante au sein du groupe fongique des levures (figure 40).

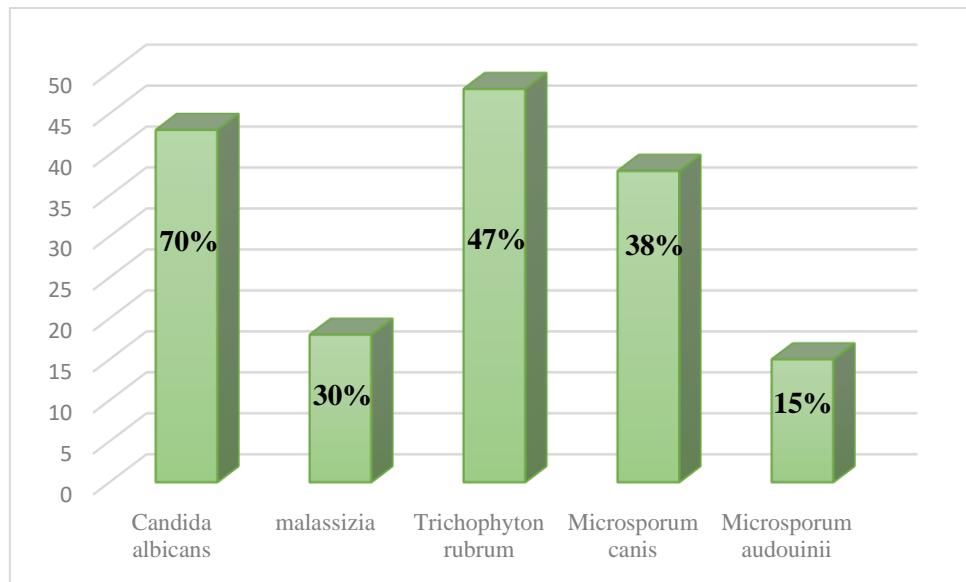


Figure 42 : Distribution basée sur l'espace fongique n=162

3. Résultats du test Antifongigramme

L'image illustre un essai de sensibilité aux antifongiques effectué avec du fluconazole sur une boîte de Petri inoculée avec un champignon. Cinq disques en papier ont été placés au centre, chacun présentant une concentration distincte de fluconazole. Suite à une incubation de 24 heures, un halo inhibiteur circulaire d'environ 2 cm de diamètre est observable autour du disque renfermant une concentration de 150 mg, signalant un frein à la prolifération fongique (figure 41).

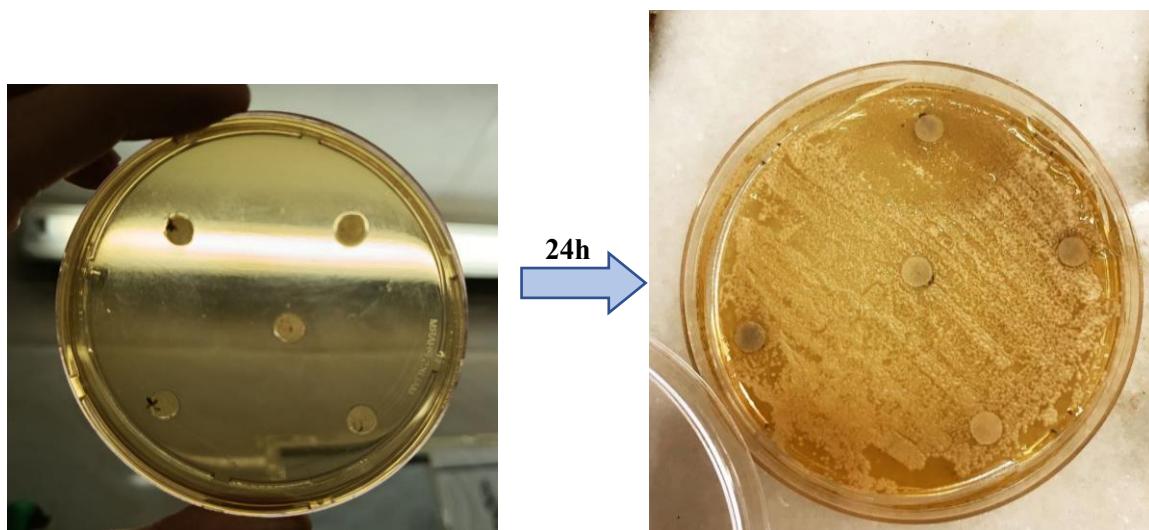


Figure 43 : Observation de la zone d'inhibition pour *candida albicans* au laboratoire.

Discussion

Discussion générale

Notre étude a été menée au laboratoire de l'EPH Mohames Boudiaf El Khroub de Constantine. Son objectif principal était de mieux comprendre les différentes techniques utilisées pour diagnostiquer les mycoses superficielles en épidémiologie, notamment en ce qui concerne l'isolement et l'identification des espèces responsables de ces infections fongiques. Au cours de notre recherche, nous avons réalisé un total de 307 examens mycologiques. Parmi ces derniers, 162 prélèvements ont donné des résultats positifs, ce qui équivaut à un taux de positivité de 53 %. Ce taux est statistiquement supérieur à celui des 42,7 % recensés en Afrique subsaharienne (Nweze *et al.*, 2020), mais ne diffère pas significativement de la fourchette de 49–55 % observée dans les études européennes (WHO, 2022).

L'examen direct et la culture étaient positifs dans 50% des cas. Par ailleurs, des examens directs négatifs avec cultures positives et des examens directs positifs avec cultures négatives ont été notés. Ces deux techniques se complètent. En effet, l'examen microscopique direct est rapide, peu coûteux et doté d'une bonne sensibilité, cependant, il peut confirmer l'infection fongique.

L'analyse selon le sexe des patients révèle une légère prédominance masculine (54 %, 88 cas) par rapport aux femmes (46 %, 74 cas) parmi les 162 individus étudiés, avec un sex-ratio Homme/Femme =1,18. Ce résultat est en accord avec l'étude menée par Prabhala *et al.* (2023) à l'hôpital universitaire de Vadodara (Inde), qui a observé une légère prédominance masculine avec un sex-ratio de 1,05. De même, une autre étude multicentrique en Inde entre 2021 et 2023, également réalisée par Prabhala *et al.*, (2023), confirme cette tendance avec une proportion majoritaire de cas masculins. Ainsi, notre sex-ratio s'inscrit dans la fourchette rapportée récemment dans d'autres régions d'endémie, mettant en évidence une tendance constante à une prédominance masculine dans les mycoses superficielles.

Cette incidence élevée chez les hommes peut être expliquée par plusieurs facteurs professionnels et comportementaux. En effet, le port prolongé de chaussures fermées, particulièrement dans les environnements de travail manuels ou industriels, favorise la macération, la transpiration excessive et la prolifération fongique, de plus, les traumatismes répétés au niveau des pieds et des ongles, souvent liés à des activités physiques ou manuelles, constituent un facteur de risque bien établi de développement d'onychomycoses (Lee *et al.*, 2021). À cela s'ajoute l'observation générale selon laquelle les femmes ont tendance à accorder plus d'attention à l'hygiène corporelle, ce qui pourrait contribuer à leur taux d'infection plus

faible (Prabhala *et al.*, 2023). Par ailleurs, une étude épidémiologique sud-coréenne de grande ampleur menée sur plus de 4,5 millions de sujets a montré que les femmes avaient un risque significativement plus faible de dermatophytose que les hommes (sexe-ratio = 0,848), ce qui renforce cette tendance (Lee *et al.*, 2021). Ainsi, les contraintes liées à l'environnement de travail, le manque relatif de soin hygiénique et l'exposition aux traumatismes locaux sont des éléments qui justifient la prévalence plus élevée des mycoses superficielles chez les hommes.

L'analyse par tranche d'âge révèle une distribution bimodale : une forte prévalence chez les enfants de 0–10 ans (30 %), une baisse progressive jusqu'à 40 ans, puis une recrudescence chez les sujets ≥ 60 ans (17 %). Cette tendance est cohérente avec les données rapportées en Érythrée, où 76 % des infections fongiques touchaient les enfants de 3 à 12 ans (Abraham *et al.*, 2023). En Kazakhstan, Akhmetzhanova *et al.*, (2022) ont observé que 41,5 % des cas concernaient les enfants de 1 à 9 ans, et 31 % les adolescents, avec une faible fréquence après 50 ans. Aux États-Unis, Sullivan *et al.*, (2023) ont démontré que les infections fongiques unguérales augmentaient significativement après 65 ans, probablement liées à l'immunosénescence. Globalement, ces résultats appuient l'observation selon laquelle les enfants et les personnes âgées représentent les groupes les plus vulnérables aux infections fongiques superficielles à travers différents contextes géographiques, suggérant la nécessité de stratégies de prévention ciblées selon l'âge.

L'analyse des agents infectieux révèle une prédominance significative des dermatophytes, responsables de 62 % des cas (101 patients), contre 38 % pour les levures (61 cas). Cette répartition s'explique par les différences physiopathologiques entre ces groupes fongiques : les levures se développent souvent avec une immunodépression plus faible, contrairement aux dermatophytes. La proportion de dermatophytes (62 %) est supérieure à celle relevée dans les zones tropicales comme l'Inde, où Verma et Madhu (2019) rapportent 48,5 %, mais elle est similaire aux 58–65 % observés dans les pays tempérés (Falotico *et al.*, 2020). L'écart entre hommes (54 %) et femmes (46 %) contraste avec des études asiatiques montrant une distribution égale (Imarenezor 2020) suggèrent que ces variations pourraient s'expliquer par des facteurs socio-environnementaux locaux, comme le climat ou l'hygiène. Ainsi, la forte prévalence des dermatophytes dans notre étude souligne la nécessité d'ajuster les stratégies de prévention et de traitement aux réalités régionales.

L'analyse des lésions mycosiques révèle une prédominance nette des onychomycoses, représentant 39% des cas (64 patients), suivies des atteintes capillaires (31%, 50 cas) et cutanées (30%, 48 cas). Ce résultat est en concordance avec une autre étude antérieure en Italie, Les

onychomycoses représentent 40,8 % des cas dans une étude multicentrique sur les infections fongiques des ongles, avec *Trichophyton rubrum* dominant (54 cas sur 120) (Piraccini *et al.*, 2025)

Cette répartition souligne trois éléments cruciaux : la susceptibilité spécifique de l'ongle aux infections fongiques, probablement en raison de sa structure kératinisée qui crée un environnement propice à la persistance des champignons (Gil, M. F. C. 2022) ; la récurrence similaire des affections du cuir chevelu et de la peau, suggérant que les mécanismes pathogéniques peuvent varier selon les zones anatomiques concernées, comme l'ont démontré Huang *et al.* (2022) à travers une analyse métagénomique des infections superficielles ; enfin, la fréquence élevée des mycoses unguérales dans notre population confirme leur statut de problème de santé publique majeur, notamment chez les adultes et les personnes âgées, ce qui rejoint les conclusions de Szepietowski *et al.* (2022), qui identifient l'onychomycose comme la forme la plus répandue de mycose superficielle en Europe.

Ces résultats pourraient être le reflet de pratiques locales, telles que le port prolongé de chaussures fermées, certaines habitudes esthétiques (comme les faux ongles ou la pédicure agressive), des expositions professionnelles spécifiques, ou encore des conditions climatiques chaudes et humides favorables au développement des mycoses unguérales (Kaur *et al.*, 2023). Toutefois, l'équivalence relative observée entre les lésions du cuir chevelu et celles de la peau suggère que ces zones demeurent également préoccupantes et doivent faire l'objet d'une attention diagnostique et thérapeutique équivalente, comme le soulignent les travaux de Liu *et al.* (2022), qui mettent en évidence la diversité des agents pathogènes selon les sites corporels infectés.

En ce qui concerne les dermatophytes, on a souvent isolé l'espèce *Trichophyton rubrum* (48 %), suivie de près par *Microsporum canis* (38 %) et *Microsporum audouinii* (15 %). De nombreuses recherches ont attesté de la prévalence de ces agents, particulièrement chez les enfants âgés de moins de dix ans. Pour illustration, une recherche rétrospective réalisée en Tunisie par Ben Abid *et al.*, (2022) sur 474 cas de teignes capillaires a signalé que *Microsporum canis* constituait 87% des isolats, affectant majoritairement des enfants d'environ 6 ans. En outre, une recherche espagnole conduite par Martínez-Herrera *et al.*, (2021) a mis en évidence une supériorité de *Trichophyton rubrum* (76 %) parmi les dermatophytes isolés, tandis que la présence de *M. canis* était moins notable (2,9 %), principalement chez les enfants. Pour finir, une étude récente menée au Maroc (El Fatoiki *et al.*, 2023), réalisée au CHU de Fès, a révélé une prédominance marquée de *T. rubrum* (86 %) parmi les cas de dermatophytoses, alors que

M. canis ne constituait que 6 % des isolats. Ces informations corroborent nos conclusions et mettent en relief l'importance de ces espèces dans l'épidémiologie des mycoses superficielles, en particulier chez les enfants.

Dans notre recherche sur les mycoses à levures, *Candida albicans* s'est révélée être l'espèce la plus souvent isolée, représentant 70 % des cas. Ce résultat est en concordance avec l'étude réalisée par El Fatoiki *et al.*, (2022) au CHU Hassan II de Fès, où *C. albicans* représentait la plus grande part des levures isolées dans les mycoses superficielles. Toutefois, la rareté du genre *Malassezia furfur* dans notre recherche pourrait être due à l'absence de matériel spécialisé pour leur culture, un écueil également mentionné par les auteurs dans cette même étude.

1. Discussion de résultats de tests antifongiques

L'essai présenté illustre une méthode classique d'évaluation de la sensibilité antifongique, en se servant de disques de papier imprégnés de fluconazole, un agent antifongique fréquemment employé contre des infections fongiques comme celles provoquées par *Candida albicans*.

1.1. Interprétation des zones d'inhibition

Un halo distinct autour d'un disque signale une inhibition de la croissance mycologique. Sur l'image, un halo d'environ 2 cm de diamètre est observable autour du disque qui renferme 150 mg de fluconazole, indiquant que cette concentration est efficace contre la souche testée. Les disques restants (de concentration moins élevée) présentent soit des halos de plus petite taille, soit l'absence même de halo, ce qui témoigne d'une efficacité réduite.

1.2. Sensibilité du champignon au fluconazole

L'apparition d'un halo notable indique que *Candida albicans* est sensible à une concentration de 150 mg de fluconazole. L'absence ou une diminution des halos autour des autres disques pourrait indiquer une tolérance partielle ou une résistance à de faibles concentrations.

Conclusion

Conclusion

Au terme de notre étude des mycoses superficielles diagnostiquées à l'EPH Mohames Boudiaf El Khroub, nous avons obtenu des résultats importants qui ont fourni des informations précieuses sur la prévalence et les agents pathogènes les plus couramment associés à ces infections cutanées.

Sur les 307 prélèvements réalisés, nous avons observé un taux de positivité de 53%, mettant en évidence l'importance de ces infections dans notre contexte hospitalier. Parmi les prélèvements positifs, les dermatophytes étaient les agents pathogènes les plus fréquemment identifiés, représentant 62% des cas. Les levures, quant à elles, étaient responsables de 38% des infections.

Ces résultats soulignent l'importance de la prise en charge des mycoses superficielles dans notre pratique clinique quotidienne. Une meilleure compréhension de l'épidémiologie et de la distribution des agents pathogènes nous permettra de développer des stratégies de prévention, de diagnostic et de traitement plus efficaces. De plus, la prévalence des dermatophytes met en évidence la nécessité d'une sensibilisation accrue à l'hygiène personnelle, des mesures de contrôle des infections et de l'éducation des patients, le traitement traditionnel reste une solution de choix dans la mesure où les plantes médicinales ont prouvé leurs efficacités. L'Algérie dispose d'une grande diversité floristique à laquelle s'ajoute une tradition séculaire d'utilisation traditionnelle des plantes médicinales (Daroui-Mokadem, 2012). Enfin, cette étude fournit des données de base sur les mycoses superficielles dans notre région et pourrait contribuer à améliorer la prise en charge de ces infections. Des recherches supplémentaires sont nécessaires pour améliorer notre compréhension de ces infections fongiques et pour développer des approches de prévention et de traitement plus ciblées afin de réduire leur impact sur la santé publique.

Références bibliographiques

A

- Abdillah, A., & Ranque, S. (2021). MalaSelect: a selective culture medium for *Malassezia* species. *Journal of Fungi*, 7(10), 824.
- Akhmetzhanova, A., Zhakipbayeva, B., & Nurgaliyeva, S. (2022). *Epidemiological analysis of dermatophytosis in pediatric and adolescent population in Kazakhstan*. *Dermatology Reports*, 14(3), 308–315.
- Aly, R. (2021). *Cutaneous fungal infections: Treatment considerations*. *Clinical Dermatology Review*, 7(1), 45–52.
- Anane, S., & Chtourou, O. (2013). Tinea capitis favosa misdiagnosed as tinea amiantacea. *Medical mycology case reports*, 2, 29-31.

B

- Ben Abid, F., Hadhri, S., Bahloul, E., et al. (2022). *Epidemiology of tinea capitis in Tunis : A retrospective study of 474 cases*. *Journal de Mycologie Médicale*, 32(1), 101234.

C

- Chabasse, D. (2008). Les dermatophytes: d'où viennent-ils? Comment sont-ils devenus des parasites?. *Journal de mycologie médicale*, 18(1), 27-35.
- Chabasse, D., & Contet-Audonneau, N. (2011). Dermatophytes et dermatophytoses. *EMC-Maladies infectieuses*.
- Chabasse, D., Pihet, M., & Bouchara, J. P. (2009). Émergence de nouveaux champignons pathogènes en médecine: revue générale. *Revue francophone des laboratoires*, 2009(416), 71-86.
- Clinical and Laboratory Standards Institute [CLSI]. ([année]). *Performance Standards for Antifungal Susceptibility Testing of Yeasts* (Document CLSI M60). CLSI.
- Clinical and Laboratory Standards Institute [CLSI]. (2023). *Guidelines for Direct Microscopic Examination of Fungal Elements in Clinical Specimens* (Standard No. CLSI M54-A). CLSI.
- Cornely, O. A., Alastruey-Izquierdo, A., Arenz, D., Chen, S. C., Dannaoui, E., Hochhegger, B., ... & Chakrabarti, A. (2019). Global guideline for the diagnosis and management of mucormycosis: an initiative of the European Confederation of Medical Mycology in cooperation with the Mycoses Study Group Education and Research Consortium. *The Lancet infectious diseases*, 19(12), e405-e421.

D

- De Hoog, G. S., Dukik, K., Monod, M., Packeu, A., Stubbe, D., Hendrickx, M., & Gräser, Y. (2017). Toward a novel multilocus phylogenetic taxonomy for the dermatophytes. *Mycopathologia*, 182, 5-31.
- Del Rosso, J. Q. (2024). *Systemic antifungal therapy: An updated review of oral agents*. *Journal of Clinical and Aesthetic Dermatology*, 17(1), 22–29.
- Dellième, S., Jabet, A., & Abdolrasouli, A. (2024). Current and emerging issues in dermatophyte infections. *PLoS Pathogens*, 20(6), e1012258
- Diongue, K., Diallo, M. A., Ndiaye, M., Badiane, A. S., Seck, M. C., Diop, A., ... & Ndiaye, D. (2016). Champignons agents de mycoses superficielles isolés à Dakar (Sénégal): une étude rétrospective de 2011 à 2015. *Journal de Mycologie Médicale*, 26(4), 368-376.

- Diongue, K., Diallo, M. A., Ndiaye, M., Seck, M. C., Badiane, A. S., & Ndiaye, D. (2018). Les intertrigos interorteils impliquant Fusarium spp. à Dakar (Sénégal). *Journal de Mycologie Médicale*, 28(1), 227-231.
- Diongue, K., Ndiaye, M., Diallo, M. A., Seck, M. C., Badiane, A. S., Diop, A. ... & Ndiaye, D. (2016). Fungal interdigital tinea pedis in Dakar (Senegal). *Journal de mycologie medicale*, 26(4), 312-316.

E

- El Fatoiki, F. Z., Aboussaleh, Y., & Benslama, A. (2022). *Epidemiology of superficial fungal infections at the CHU Hassan II of Fès : species distribution and antifungal susceptibility*. Pan African Medical Journal, 41, 121.
- El Fatoiki, F. Z., Aboussaleh, Y., & Benslama, A. (2023). *Dermatophytoses in Morocco: Species distribution and antifungal susceptibility*. Pan African Medical Journal, 46, 78.
- Elewski, B. E. (1998). Onychomycosis: pathogenesis, diagnosis, and management. *Clinical microbiology reviews*, 11(3), 415-429.

F

- Falotico, J. M., & Lipner, S. R. (2022). Updated perspectives on the diagnosis and management of onychomycosis. *Clinical, Cosmetic and Investigational Dermatology*, 1933-1957.
- Foulet, F., & Aït-Ammar, N. (2022). Aspects cliniques des dermatophytes et modalités de prélèvement. *Revue Francophone des Laboratoires*, 2022(539), 41-47

G

- Gaitanis, G., Magiatis, P., Hantschke, M., Bassukas, I. D., & Velegraki, A. (2012). The Malassezia genus in skin and systemic diseases. *Clinical microbiology reviews*, 25(1), 106-141.
- Gil, M. F. C. (2022). Onychomycosis: A review of current pharmacological and non-pharmacological treatment options. *PQDT-Global*.
- Glavaš Tahtler, J., Cicvarić, A., Koulenti, D., Karvouniaris, M., Bogdan, M., Kralik, K., ... & Kvolik, S. (2024). Isolation of Candida Species Is Associated with Comorbidities, Prolonged Mechanical Ventilation, and Treatment Outcomes in Surgical ICU Patients, a Cross-Sectional Study. *Journal of Fungi*, 10(11), 743.
- Gupta, A. K., Polla Ravi, S., Wang, T., Faour, S., Bamimore, M. A., Heath, C. R., & Friedlander, S. F. (2024). An update on tinea capitis in children. *Pediatric Dermatology*, 41(6), 1030-1039.
- Gupta, A. K., Stec, N., Summerbell, R. C., Shear, N. H., Piguet, V., Tosti, A., & Piraccini, B. M. (2020). Onychomycosis: a review. *Journal of the European Academy of Dermatology and Venereology*, 34(9), 1972-1990
- Gupta, A. K., Versteeg, S. G., & Shear, N. H. (2023). *Intertrigo and its management: A clinical perspective*. *Journal of Fungi*, 9(2), 101
- Gupta, A. K., Wang, T., Lincoln, S. A., & Bakotic, W. L. (2025). Interdigital and Plantar Foot Infections: A Retrospective Analysis of Molecularly Diagnosed Specimens in the United States and a Literature Review. *Microorganisms*, 13(1), 184.
- Gupta, A. K., Wang, T., Susmita, Talukder, M., & Bakotic, W. L. (2025). Global Dermatophyte Infections Linked to Human and Animal Health: A Scoping Review. *Microorganisms*, 13(3), 575.

H

- Hajoui, F. Z., Zeroual, Z., Ghfir, B., Moustachi, A., Lyagoubi, M., & Aoufi, S. (2012). Les onychomycoses à moisissure au Maroc : à propos de 150 cas isolés en 20 ans. *Journal de mycologie médicale*, 22(3), 221-224.
- Hill, R. C., Caplan, A. S., Elewski, B., Gold, J. A., Lockhart, S. R., Smith, D. J., & Lipner, S. R. (2024). Expert panel review of skin and hair dermatophytoses in an era of antifungal resistance. *American Journal of Clinical Dermatology*, 25(3), 359-389.
- Hoenigl, M., Salmanton-García, J., Walsh, T. J., Nucci, M., Neoh, C. F., Jenks, J. D., ... & Cornely, O. A. (2021). Global guideline for the diagnosis and management of rare mould infections: an initiative of the European Confederation of Medical Mycology in cooperation with the International Society for Human and Animal Mycology and the American Society for Microbiology. *The Lancet Infectious Diseases*, 21(8), e246-e257.
- Howell, S. A., & Abdolrasouli, A. (2024). Dermatophyte Infections. In *Skin Disease in Travelers* (pp. 71-81). Cham : Springer International Publishing.
- Huang, H., Wang, Q., Yang, Y., Zhong, W., He, F., & Li, J. (2024). The mycobiome as integral part of the gut microbiome: crucial role of symbiotic fungi in health and disease. *Gut Microbes*, 16(1), 2440111.

I

- Imarenezor, O. (2020). Epidemiology and Pathophysiology of Common Skin Diseases in West Africa: An Immunodermatological Framework.

J

- Jadhav, P. V., Dange, S. S., & Reddypriya, P. (2024). *Basic Fundamentals Of Microbiology*. Academic Guru Publishing House.

K

- Kelly, B. T., Pennington, K. M., & Limper, A. H. (2020). Advances in the diagnosis of fungal pneumonias. *Expert review of respiratory medicine*, 14(7), 703-714.
- Koh, Y. C., Lin, S. J., Hsu, K. Y., Nagabhushanam, K., Ho, C. T., & Pan, M. H. (2023). Pterostilbene enhances thermogenesis and mitochondrial biogenesis by activating the SIRT1/PGC-1 α /SIRT3 pathway to prevent western diet-induced obesity. *Molecular nutrition & food research*, 67(18), 2300370.

L

- Lee, S. C., Son, K. J., Han, C. H., Park, S. C., & Jung, J. Y. (2021). Impact of COPD on COVID-19 prognosis: A nationwide population-based study in South Korea. *Scientific reports*, 11(1), 3735.
- Liu, F., Tong, F., Wang, X., Chen, H., Zhang, L., & Li, Z. (2025). Immunosuppressed Patient with Suspected Systemic Malassezia Infection: A Case Report. *Heliyon*.

M

- Mallick, D. C., Kaushik, N., Goyal, L., Mallick, L., & Singh, P. (2025). A Comprehensive Review of Candidemia and Invasive Candidiasis in Adults: Focus on the Emerging Multidrug-Resistant Fungus *Candida auris*. *Diseases*, 13(4), 93.
- Martínez-Herrera, E. I., et al. (2021). *Epidemiological and mycological profile of dermatophytosis in Southern Spain : a ten-year retrospective study*. *Mycoses*, 64(9), 1061–1069.
- Martinez-Rossi, N. M., Peres, N. T., Bitencourt, T. A., Martins, M. P., & Rossi, A. (2021). State-of-the-art dermatophyte infections: epidemiology aspects, pathophysiology, and resistance mechanisms. *Journal of Fungi*, 7(8), 629
- Martins, M. P., Rossi, A., Sanches, P. R., Bortolossi, J. C., & Martinez-Rossi, N. M. (2020). Comprehensive analysis of the dermatophyte *Trichophyton rubrum* transcriptional profile reveals dynamic metabolic modulation. *Biochemical Journal*, 477(5), 873-885.
- Metin, A., Dilek, N., & Bilgili, S. G. (2018). Recurrent candidal intertrigo: challenges and solutions. *Clinical, cosmetic and investigational dermatology*, 175-185.
- Mudenda, S. (2024). Global Burden of fungal infections and antifungal resistance from 1961 to 2024: Findings and future implications. *Pharmacology & Pharmacy*, 15(4), 81-112.

N

- Naik, B., Sasikumar, J., & Das, S. P. (2024). Fungal coexistence in the skin mycobiome: a study involving *Malassezia*, *Candida*, and *Rhodotorula*. *AMB Express*, 14(1), 26.
- Naranjo-Ortiz, M. A., & Gabaldón, T. (2020). Fungal evolution: cellular, genomic and metabolic complexity. *Biological Reviews*, 95(5), 1198-1232.
- Netea, M. G., Joosten, L. A., Latz, E., Mills, K. H., Natoli, G., Stunnenberg, H. G., ... & Xavier, R. J. (2016). Trained immunity: a program of innate immune memory in health and disease. *Science*, 352(6284), aaf1098.
- Nobile, C. J., & Johnson, A. D. (2015). *Candida albicans* biofilms and human disease. *Annual review of microbiology*, 69(1), 71-92.

O

- Oliveira, M., Oliveira, D., Lisboa, C., Boechat, J. L., & Delgado, L. (2023). Clinical manifestations of human exposure to fungi. *Journal of Fungi*, 9(3), 381
- Ong, L. T. (2024). Clinical characteristics and outcomes of *Fusarium* infections in adult patients after hematopoietic stem cell transplantation: A meta-summary of case reports. *Hematology/Oncology and Stem Cell Therapy*, 17(3), 168-175.

P

- Pappas, P. G., Kauffman, C. A., Andes, D. R., Clancy, C. J., Marr, K. A., Ostrosky-Zeichner, L., ... & Sobel, J. D. (2016). Clinical practice guideline for the management of candidiasis: 2016 update by the Infectious Diseases Society of America. *Clinical infectious diseases*, 62(4), e1-e50.
- Pappas, P. G., Lionakis, M. S., Arendrup, M. C., Ostrosky-Zeichner, L., & Kullberg, B. J. (2018). Invasive candidiasis. *Nature Reviews Disease Primers*, 4(1), 1-20.
- Perlin, D. S. (2011). Current perspectives on echinocandin class drugs. *Future microbiology*, 6(4), 441-457.

- Perry, M. (2021). Fungal skin infections. *Journal of Prescribing Practice*, 3(8), 308-315.
- Pfaller, M. A., & Diekema, D. (2012). Progress in antifungal susceptibility testing of *Candida* spp. by use of Clinical and Laboratory Standards Institute broth microdilution methods, 2010 to 2012. *Journal of clinical microbiology*, 50(9), 2846-2856.
- Pfaller, M. A., Woosley, L. N., Messer, S. A., Jones, R. N., & Castanheira, M. (2012). Significance of molecular identification and antifungal susceptibility of clinically significant yeasts and moulds in a global antifungal surveillance programme. *Mycopathologia*, 174(4), 259-271.
- Piacentini, F., Camera, E., Di Nardo, A., & Dell'Anna, M. L. (2025). Seborrheic dermatitis: exploring the complex interplay with *Malassezia*. *International Journal of Molecular Sciences*, 26(6), 2650.
- Piraccini, B. M., Balestri, R., Starace, M., & Rech, G. (2025). Nail digital dermoscopy (onychoscopy) in the diagnosis of onychomycosis. *Journal of the European Academy of Dermatology and Venereology*, 27(4), 509-513.
- Pires, C. A. A., Cruz, N. F. S. D., Lobato, A. M., Sousa, P. O. D., Carneiro, F. R. O., & Mendes, A. M. D. (2014). Clinical, epidemiological, and therapeutic profile of dermatophytosis. *Anais brasileiros de dermatologia*, 89, 259-264.
- Plan, D., & Additives, F. (2022). Tinea capitis.
- Portillo, V., & Neofytos, D. (2024). An Update on Breakthrough Invasive Mold Infections. *Mycopathologia*, 189(4), 56.
- Prabhala, S., Javadekar, T., & Pal, A. (2023). Clinicomycological profile of dermatophytosis in a tertiary care teaching hospital, Vadodara. *Indian Journal of Microbiology Research*, 10(3), 155–159.
- Prabhala, S., Javadekar, T., & Pal, A. (2023). Clinicomycological profile of dermatophytosis in a tertiary care teaching hospital, Vadodara [PDF]. ResearchGate.
- Prabhala, S., Javadekar, T., & Pal, A. Clinicomycological profile of dermatophytosis in a tertiary care teaching hospital, Vadodara.
- Prasad, P., & Tippanna, M. (2023). Morphogenic plasticity: the pathogenic attribute of *Candida albicans*. *Current Genetics*, 69(2), 77-89.

R

- Raghukumar, S., & Ravikumar, B. C. (2018). Potassium hydroxide mount with cellophane adhesive tape: a method for direct diagnosis of dermatophyte skin infections. *Clinical and Experimental Dermatology*, 43(8), 895-898.
- Rai, M., & Occhitto, M. L. (Eds.). (2019). *Mycotic Keratitis*. Boca Raton, FL, USA:: CRC Press.
- Romanelli, M., Voegeli, D., Colboc, H., Bassetto, F., Janowska, A., Scarpa, C., & Meaume, S. (2023). The diagnosis, management and prevention of intertrigo in adults: a review. *Journal of wound care*, 32(7), 411-420.
- Rudramurthy, S. M., & Shaw, D. (2017). Overview and update on the laboratory diagnosis of dermatophytosis. *Clinical Dermatology Review*, 1(Suppl 1), S3-S11.
- Rudramurthy, S. M., & Shaw, D. (2020). Epidemiology of superficial fungal infections in Asia. *Clinical Practice of Medical Mycology in Asia*, 9-37.
- Rybak, J. M., Cuomo, C. A., & Rogers, P. D. (2022). The molecular and genetic basis of antifungal resistance in the emerging fungal pathogen *Candida auris*. *Current opinion in microbiology*, 70, 102208.

S

- Saunte, D. M., Gaitanis, G., & Hay, R. J. (2020). Malassezia-associated skin diseases, the use of diagnostics and treatment. *Frontiers in cellular and infection microbiology*, 10, 112.

- Saunte, D. M., Hare, R. K., Jørgensen, K. M., Jørgensen, R., Deleuran, M., Zachariae, C. O., ... & Arendrup, M. C. (2019). Emerging terbinafine resistance in *Trichophyton*: clinical characteristics, squalene epoxidase gene mutations, and a reliable EUCAST method for detection. *Antimicrobial agents and chemotherapy*, 63(10), 10-1128.
- Seebacher, C., Bouchara, J. P., & Mignon, B. (2008). Updates on the epidemiology of dermatophyte infections. *Mycopathologia*, 166, 335-352.
- Shao, Y., Molestak, E., Su, W., Stankevič, M., & Tchórzewski, M. (2022). Sordarin—an anti-fungal antibiotic with a unique modus operandi. *British journal of pharmacology*, 179(6), 1125-1145.
- Société Française de Mycologie Médicale [SFMM]. (2021). *Guide de diagnostic mycologique : Identification des champignons filamenteux et levures*. SFMM.
- Société Française de Mycologie Médicale [SFMM]. (2021). *Protocoles de diagnostic mycologique : Identification rapide des Candida spp.* SFMM.
- Société Française de Mycologie Médicale [SFMM]. (2021). *Recommandations pour les prélèvements en mycologie médicale : techniques et bonnes pratiques*. SFMM.
- Sohnle, P. G. (2020). Dermatophytosis. In *Immunology of the Fungal Diseases* (pp. 1-27). crc Press.
- Sparber, F., Ruchti, F., & LeibundGut-Landmann, S. (2020). Host immunity to *Malassezia* in health and disease. *Frontiers in cellular and infection microbiology*, 10, 198.
- Stoopler, ET, Villa, A., Bindakhil, M., Díaz, DLO et Sollecito, TP (2024). Conditions bucco-dentaires courantes : un examen. *Jama*, 331 (12), 1045-1054.
- Sullivan, M., Hayes, R., & Gordon, K. (2023). *Trends in Onychomycosis in the United States : A 20-Year Retrospective Analysis of Fungal Nail Cultures*. Journal of the American Podiatric Medical Association, 113(2), 45–52.
- Szepietowski, J. C., Reich, A., & Baran, R. (2022). *Onychomycosis in Europe : current prevalence and risk factors*. *Journal of the European Academy of Dermatology and Venereology*, 36(1), 89–96.

T

- Thompson III, G. R., Jenks, J. D., Baddley, J. W., Lewis, J. S., Egger, M., Schwartz, I. S., ... & Hoenigl, M. (2023). Fungal endocarditis: pathophysiology, epidemiology, clinical presentation, diagnosis, and management. *Clinical microbiology reviews*, 36(3), e00019-23.

W

- Walker, J., Edwards, W. S., Hall, N. M., & Pappas, P. G. (2023). Challenges in management of invasive fungal infections in stem cell transplant. *Transplant Infectious Disease*, 25, e14175.
- White, L. P., & Price, J. S. (2021). Recent advances and novel approaches in laboratory-based diagnostic mycology. *Journal of Fungi*, 7(1), 41.
- World Health Organization. (2001). The World Health Report 2001: Mental health: new understanding, new hope.
- World Health Organization. (2022). *WHO fungal priority pathogens list to guide research, development and public health action*. World Health Organization.
- Wu, G., Zhao, H., Li, C., Rajapakse, M. P., Wong, W. C., Xu, J., ... & Dawson Jr, T. L. (2015). Genus-wide comparative genomics of *Malassezia* delineates its phylogeny, physiology, and niche adaptation on human skin. *PLoS genetics*, 11(11), e1005614.
- Wu, Y., Zhang, M., Yang, Y., Ding, X., Yang, P., Huang, K., ... & Yu, H. (2022). Structures and mechanism of chitin synthase and its inhibition by antifungal drug Nikkomycin Z. *Cell Discovery*, 8(1), 129.

Z

- Zhang, Q., Choi, K., Wang, X., Xi, L., & Lu, S. (2025). The Contribution of Human Antimicrobial Peptides to Fungi. *International Journal of Molecular Sciences*, 26(6), 2494.
- Zhang, R., Song, Z., Su, X., Li, T., Xu, J., He, X., ... & Kang, Y. (2024). Molecular epidemiology and antifungal susceptibility of dermatophytes and Candida isolates in superficial fungal infections at a grade A tertiary hospital in Northern China. *Medical Mycology*, 62(9), myae087.

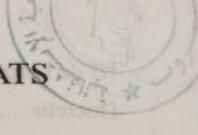
Annexes

Annexe 1

❖ Composition des milieux de culture

Composition des milieux de culture	Composition
Sabouraud-Chloramphénicol (SC)	Chloramphénicol Néo-peptone Difco Glucose Agar pH = Eau distillée
Sabouraud- Chloramphénicol-Actidione (SCA)	Chloramphénicol Actidione Néo-peptone Difco Glucose Agar pH = Eau distillée

Annexe 2

<p>N° de l'analyse</p> <p>Docteur</p> <p>Nom</p> <p>Service</p> <p>Age</p> <p>Nature de l'examen</p>	<p>RÉSULTATS</p> 
<p>N° de l'analyse</p> <p>Docteur</p> <p>Nom</p> <p>Service</p> <p>Age</p> <p>Nature de l'examen</p>	<p>RÉSULTATS</p>
<p>N° de l'analyse</p> <p>Docteur</p> <p>Nom</p> <p>Service</p> <p>Age</p> <p>Nature de l'examen</p>	<p>RÉSULTATS</p>
<p>N° de l'analyse</p> <p>Docteur</p> <p>Nom</p> <p>Service</p> <p>Age</p> <p>Nature de l'examen</p>	<p>RÉSULTATS</p>

Annexe 2 : Registre des examens mycologiques.

Annexe 3

<u>E.P.H EL.KHROUB</u>	
laboratoire d'analyses médicales	
<u>BON D'EXAMENS</u>	
Nom :
prénom :
Age :
service :
nature du prélèvement :
examen demandé :
<i>le :</i>
<u>RÉSULTAT</u>	
.....	
.....	
.....	
.....	
.....	
.....	
.....	
le responsable du laboratoire	

Annexe 3 : Bon d'examens mycologiques.

Annexe 4

Etablissement Public Hospitalier Mohamed Boudiaf EL-KHROUB

Service :Laboratoire

Unité de Microbiologie

BON DE RESULTATS N° :

RESULTATS :

NOM : Examens directs :

PRENOM :

SERVICE : Age :

RENSEIGNEMENTS CLINIQUES :

.....

.....

CULTURE :

.....

.....

مومسسة المصوبية الاستشفائية
الخروب
Service Laboratoire
Khroub le
F. P. H EL-KHROUB

Annexe 4 : Bon de résultat mycologique.

Annexe 5

Les Colorants

➤  Composition des éclaircissants :

➤ Lactophenol

Phénol cristallisé.....	10g
Acide lactique.....	10g
Glycérine.....	20g
Eau distillée	1000ml

➤ Potasse de l'eau

Hydroxude de potassium	75g
Eau distillé	1000ml

Étude épidémiologique des mycoses superficielles diagnostiquées à l'établissement hospitalier el khroub**Mémoire pour l'obtention du diplôme de Master en Biologie moléculaire des microorganismes****Résumé**

Les mycoses sont des infections causées par champignons microscopiques, les mycoses superficielles affectent principalement la peau, les phanères et les muqueuses. Ces affections sont dues à des levures, des dermatophytes et des moisissures. Notre étude comprend une analyse prospective sur quatre mois, du 16 février 2025 au 5 juin 2025, et a été conduite au sein de l'unité de parasitologie et mycologie du Laboratoire de l'EPH d'El Khroub Constantine, ainsi qu'une analyse rétrospective couvrant deux années (2023/2024). Cette recherche visait principalement à isoler et à identifier les espèces de champignons, ainsi qu'à décrire les agents pathogènes fongiques souvent impliqués dans des infections mycosiques chez des patients admis dans le laboratoire, en recourant à différentes méthodes de diagnostic. Au cours de notre travail, nous avons observé que le processus de diagnostic mycologique se décline en quatre phases successives : le prélèvement d'échantillons, l'examen directe, la culture et, pour finir, l'identification des espèces. Lors de notre étude, un total de 307 cas à des fins mycologiques ont été effectués, parmi lesquels 162 prélèvements se sont révélés positifs, représentant ainsi un taux de positivité de 53%. Les dermatophytes sont le plus fréquents et représentent 62% des cas, et les levures 38%. Les dermatophytes sont représentés essentiellement par l'espèce *Trichophyton rubrum* (48%), suivi par *Microsporum canis* (38%), et enfin par *Microsporum audouinii* (15%). Quant aux levures, elles sont dominées par deux genres *Candida albicans* (70%) et *Malassezia furfur* (30%).

Mots-clés : Mycoses superficielles ; Dermatophytes ; Levures ; Diagnostic ; Infections fongiques

Laboratoires de recherche : L'unité de parasitologie et mycologie du Laboratoire de l'Hôpital Mohammed Boudiaf d'El Khroub Constantine.

Présidente du jury : Dr MEZIANI Meriem (MCA - U Constantine 1 Frères Mentouri).

Encadrante : Dr SEKHRI ARAFA Nedjoua (MCA - U Constantine 1 Frères Mentouri).

Examinateuse : Dr DERABLI Basma (MCB - U Constantine 1 Frères Mentouri).

Co-encadrante : Dr BEKAKRIA Fatima Zohra (MAT. – Etablissement Hospitalier El Khroub).