الجمهورية الجزائرية الديموقراطية الشعبية
République Algérienne Démocratique Et Populaire

Ministère de l'Enseignement Supérieure et de la Recherche Scientifique
Université Mouloud Mammeri
Faculté de médecine Tizi-Ouzou
Département de pharmacie

وزارة التعليم العالي والبحث العلمي
جامعة مولود معمري
كلية الطب تيزي وزو
شعبة الصيدلة

N° D'ORDRE :

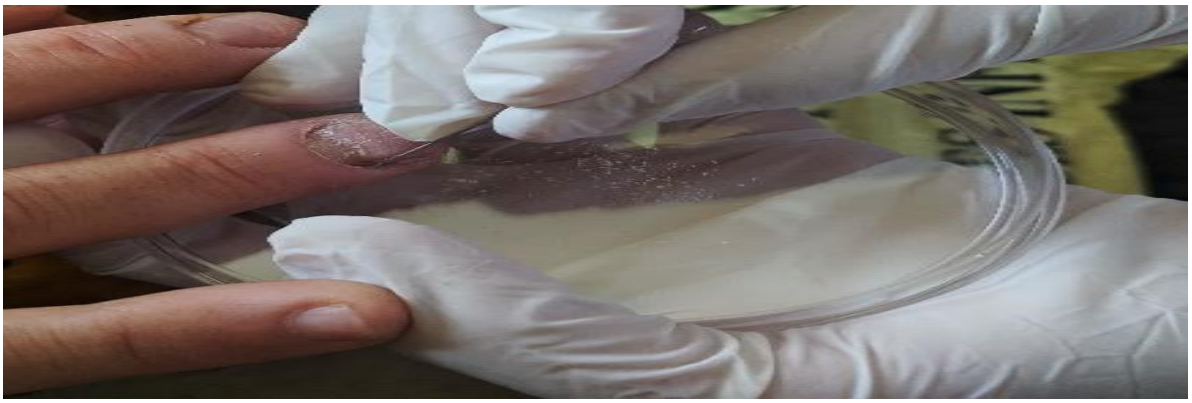
MEMOIRE DE FIN D'ETUDE

Présenté et soutenu Le : 23 juillet 2019

En vue de l'obtention du Diplôme de Docteur en Pharmacie

Thème

LES ONYCHOMYCOSES DIAGNOSTIQUEES AU LABORATOIRE DE PARASITOLOGIE-MYCOLOGIE DU CHU DE TIZI –OUZOU DE DECEMBRE 2018 A MAI 2019



Réalisé par :

Melle BEN HAMZA Dalila

Melle CHENAIT Karima

Melle MERZOUKI Fatima Zohra

Encadré par :

Dr SEKLAOUI Nacera

Membres du jury :

Dr ABDERRAHIM Wissem	MAHU Faculté de médecine UMMTO	Présidente de jury
Dr AMIRAT Kahina	MAHU Faculté de médecine UMMTO	Examinatrice
Dr BOUKELLAL Souhila	Résidente en Epidémiologie UMMTO	Co-promotrice

Année universitaire : 2018/2019

Remerciements

Nous tenons à remercier tout d'abord ***LE BON DIEU*** *le tout puissant de nous avoir donné la patience, le courage et la santé pendant toute la durée de nos études.*

Nous tenons à remercier notre encadreur : ***Dr SEKLAOUI Nacera****, maitre assistante et chef de service de Parasitologie Mycologie du CHU Tizi-Ouzou qui nous a accompagné et guidé durant toute la période de la réalisation de ce travail, et qui nous a toujours consacré son temps malgré ses occupations.*

Ces remerciements seraient incomplets si nous n'adressions pas à notre co-promotrice ***Dr BOUKELLAL Souhila*** *.Merci d'avoir accepté d'encadrer ce travail. Merci pour votre disponibilité, vos efforts et vos encouragements.*

Nous tenons à remercier vivement les membres de jury qui ont accepté de nous honorer par leur présence et de juger ce mémoire et de l'enrichir par leurs propositions.

Au personnel du laboratoire parasitologie-Mycologie de CHU Tizi-Ouzou pour toute l'aide qu'ils nous ont apporté lors de la réalisation de ce travail.

En fin, un grand remercîment à nos familles et nos amis pour leurs supports et leurs soutiens.

Dédicace

Je dédie ce modeste travail

A mes très chers parents Monsieur et Madame ***CHENAIT,***
Puisse Dieu m'aider pour rendre un peu soit de ce que vous m'avez donné ;
Puisse Dieu vous garder longtemps auprès de nous et vous bénir infiniment ;

A la mémoire de mes grands-pères et ma grand-mère,
El Hamlaoui, El Abed, *et* ***Fatima***
Puissent vos âmes reposent en paix ;
Que Dieu, le tout puissant, vous couvre de sa sainte miséricorde et vous accueille dans son éternel paradis ;

A mes sœurs : ***Khalissa, Lamia, Samira, Roumaissa*** *;*
Que Dieu vous accorde réussite, bonheur, santé et prospérité ;

A mon frère ***Islam,***
Que Dieu vous bénisse et vous accorde la santé, la prospérité et une vie heureuse !

<< Amin >>

A tous mes amis ;
A tous mes camarades de promotion ;
A tous ceux qui me sont chers.

Karima

Dédicace

A mon père décidé, paix a son âme.

A ma mère, qui m'a soutenu durant toute ma vie, qui m'a aidé durant mes années d'étude, qui m'a appris à aimer le travail et le bon comportement, pour son amour infini, pour ses nuits de prières pour moi, je souhaite prouver mon grand remerciement qui ne sera jamais suffisant pour elle.

A mon beau père, pour son soutien, son encouragement.

A mon seul frère, pour son soutien, son encouragement que dieu te garde.

A mon fiancé, pour sa compréhension, sa confiance, sa patience, qui m'a toujours soutenu et réconforté, sincères gratitude.

*A mes chères amies, spécifiquement, à vous ; **Zineb** et **Imen**, je vous remercie pour les moments inoubliables que nous avons partagé ensemble et pour le plaisir dont j'ai joies avec vous.*

*A toute la famille, spécialement à ma chère cousine **Nadia**, sincères gratitude.*

A tous mes professeurs, qui m'ont soutenu de près ou de loin au long de ma carrière.

A toute personne, qui m'a aidé à franchir un horizon dans ma vie.

-Dalila-

Dédicace

Je dédie ce modeste travail ;

A mes très chers parents qui m'ont soutenu le long de mon parcours ;

A mes sœurs : Nadjet et Sonia ;

A mes frères : Ahmed et Hocine ;

A toutes mes amies ;

A tous mes camarades de promotion ;

A tous ceux qui me sont chers.

FATIMA ZOHRA

TABLE DES MATIERES

Liste des abréviations

Liste des figures

Liste des tableaux

Introduction et problématique.....1

Objectifs de l'étude 2

PARTIE THEORIQUE

1. Généralités sur l'onychomycose

1.1. Rappel sur l'appareil unguéal.....3

1.2. Définition de l'onychomycose 4

1.3. Facteurs favorisants des onychomycoses.....6

1.4. Les Champignons responsables des onychomycoses.....6

1.4.1. Les Dermatophytes

1.4.1.1. Définition.....4

1.4.1.2. Espèces.....6

1.4.1.3. Physiopathologie.....7

1.4.2. Levures

1.4.2.1. Définition.....7

1.4.2.2. Espèces.....7

1.4.2.3. Physiopathologie.....8

1.4.3. Les Moisissures

1.4.3.1. Définition.....8

1.4.3.2. Espèces responsable d'onychomycose.. 8

1.4.3.3. Physiopathologie.....9

5. Mode de contamination par les champignons responsables d'onychomycose.....9

6. Formes cliniques des onychomycoses.....9

7. Diagnostic différentiel de l'onychomycose.....11

8. Evolution et Complications de l'onychomycose.....13

2. Diagnostic de l'onychomycose au laboratoire

2.1. Interrogatoire de patient.....14

2.2. Prélèvement.....14

2.3. Examen direct.....14

2.4. Culture mycologique.....15

TABLE DES MATIERES

2.5. Identification.....16
2.6. Interprétation des résultats mycologiques.....17
3. Traitement de l'onychomycose
3.1. But de traitement.....19
3.2. Traitement systémique.....19
3.3. Traitement topique.....20
3.4. Autres moyens de traitement
3.4.1. Traitement chirurgical.....21
3.4.2. Traitement par laser.....20
3.4.3. Aromathérapie.....21
4. Prévention
4.1. Prévention des onychomycoses.....22
PARTIE PRATIQUE
1. Matériels et méthodes
1.1. Type, lieu et période de l'étude.....22
1.2. La population étudiée 22
1.3. Matériels de l'étude.....22
1.4. Méthodologie de l'étude 24
1.4.1. Recueil et analyse des données.....24
1.4.2. Examen mycologique.....24
1.4.2.1. Fiche de renseignement.....24
1.4.2.2. Prélèvement.....25
1.4.2.3. L'examen direct.....28
1.4.2.4. Mise en Culture.....29
1.4.2.5. Identification des espèces fongiques.....30
2. Résultats globaux de l'étude
2.1. Etude de la population générale
2.1.1.. Répartition de la population générale selon le sexe.....36
2.1.2. Répartition de la population générale selon l'âge 37
2.1.3. Répartition de la population générale selon la provenance des patients.....38

TABLE DES MATIERES

2.1.4. Répartition de la population générale selon la profession 39

2.1.5. Répartition de la population générale selon les facteurs favorisants des atteintes unguéales.....40

2.1.6. Répartition de la population générale selon la localisation des atteintes unguéales.....41

2.1.7. Répartition de la population générale selon le nombre d'ongle atteint 42

2.1.8. Répartition de la population générale selon l'aspect clinique 43

2.1.9. Répartition de la population générale selon les lésions associées.....44

2.2. Répartition des prélèvements selon l'étude mycologique globale.....45

2.3. Etude de la population générale selon la présence d'onychomycose......46

2.4. Etude de la population atteint d'onychomycose

2.4.1. Répartition des patients atteints d'onychomycose selon le sexe.....47

2.4.2. Répartition des patients atteints d'onychomycose selon l'âge.....48

2.4.3. Répartition des patients atteints d'onychomycose selon l'ancienneté des lésions.....49

2.4.4. Répartition des patients atteints d'onychomycose selon les facteurs favorisants.....50

2.4.5. Répartition des patients atteints d'onychomycose selon la localisation des lésions unguéales.....51

2.4.6. Répartition des patients atteints d'onychomycose selon l'aspect clinique de l'onychomycose.....52

2.4.7. Répartition des patients atteints d'onychomycose selon les lésions associées 53

2.4.8. Répartition des patients atteints d'onychomycose selon les groupes fongiques.....54

2.4.9. Répartition des groupes fongiques selon leurs localisations.....55

2.4.10. Répartition des patients atteints d'onychomycose des espèces fongiques.....56

3. Discussion des résultats.....57

Conclusion et recommandations......62

-Bibliographie.

-Annexes.

-Résumé

LISTE DES ABREVIATIONS

-° **C** : Degré Celsius.
- ***A.niger*** *: Aspergillus niger.*
-**BCP :** Bromocrésol pourpre.
-***C. albicans :*** *Candida albicans.*
-***C. parapsilosis :*** *Candida parapsilosis.*
-***C. krusei :*** *Candida krusei.*
-***C. guillermondii :*** *Candida guillermondii.*
-***C.tropicalis :*** *Candida tropicalis.*
-***C. famata :*** *Candida famata.*
-***C. haemulonii :*** *Candida haemulonii.*
-***C. ciferrii :*** *Candida ciferrii.*
-***C. albicans :*** *Candida albicans.*
-***C. dubliniensis :*** *Candida dubliniensis.*
-***C. non albicans :*** *Candida non albicans.*
-**CHU TO :** Centre hospitalo-universitaire de Tizi- Ouzou.
-**DCI** : Dénomination chimique internationale.
-***E. floccosum :*** *Epidermophyton floccosum.*
- **Mg** *:* milligramme
-***M. audouinii var. langeronii :*** *Microsporum audouinii variété langeronii*
-***M. canis :*** *Microsporum canis.*
-***M. gypseum :*** *Microsporum gypseum.*
-**MALDI-TOF :** Désorption-ionisation laser assistée par matrice et analyseur à temps de vol.
-***O. canadensis :*** *Onychocola canadensis.*
-**PCR :** Réaction en chaîne par polymérase.
-**PDA :** Gélose dextrosée à la pomme de terre.
-**SC:** Sabouraud Chloramphénicol.
-**SCA:** Sabouraud Chloramphénicol Actidione.
-**SG:** Sabouraud Gentamicine.
-***T. rubrum:*** *Trichophyton rubrum.*
-***T. interdigitale:*** *Trichophyton interdigitale.*
-***T. tonsurans:*** *Trichophyton tonsurans*
-***T. violaceum:*** *Trichophyton violaceum.*
-***T. schoenleinii:*** *Trichophyton schoenleinii.*
-***T. soudanense :*** *Trichophyton soudanense.*
-***T. verrucosum :*** *Trichophyton verrucosum.*
-***T. mentagrophytes :*** *Trichophyton mentagrophytes.*
-***T. erinacei :*** *Trichophyton erinacei.*
-***T.verrucosum :*** *Trichophyton verrucosum.*
-***T. violaceum var. glabrum:*** *Trichophyton violaceum var. glabrum.*
-***UMMTO*** *:* Université Mouloud Mammeri de Tizi-Ouzou.
-**VIH :** Virus de l'immunodéficience humain

LISTE DES FIGURES

Figure 1 : Structure histologique de l'appareil unguéal sur une coupe longitudinale d'un doigt.....3
Figure 2 : Origine des principaux dermatophyte... 6
Figure 3 : Atteinte sous unguéale distolatérale. 10
Figure 4 : Atteinte proximale 10
Figure 5 : leuconychie superficielle. 11
Figure 6 : Onychodystrophie totale. 11
Figure 7 : Hyperkératose sous unguéale.....12
Figure 8 : Onycholyse psoriasique. 13
Figure 9 : Lichen plan. 13
Figure 10 : Onychogryphose. 13
Figure 11 : Onycholyse par chevauchement.....13
Figure 12 : Granulation de la kératine suite à l'utilisation excessive de vernis. 13
Figure 13 : Colonies de C. albicans, C. tropicalis et C. krusei sur le milieu CHROMagar™ Candida. 16
Figure 14 : Conduite à tenir devant une onychopathie évoquant une onychomycose. 18
Figure 15 : Matériels de l'étude..... 22
Figure 16 : Milieux de culture.....23
Figure 17 : Matériels de laboratoire.....24
Figure 18 : Prélèvement mycologique unguéal..... 27
Figure 19 : Périonyxis chez un enfant.....27
Figure 20 : Lésions palmaires.....27
Figure 21 : Intertrigo inter orteil. 27
Figure 22 : Lésion cutanée.....27
Figure 23 : Teigne de cuir chevelu. 27
Figure 24 : Résultat de l'examen direct sous microscope optique au grossissement x40.....28
Figure 25 : Différentes étapes de la mise en culture.....29
Figure 26 : Etapes de réalisation de l'examen microscopique (CHU Tizi-Ouzou, 2019).....30
Figure 27 : Etapes de réalisation de test du blastèse (CHU Tizi-Ouzou, 2019 32
Figure 28 : Examen microscopique de Candida albicans et candida sp après le test de bastèse (Grossissement x40)..... 33
Figure 29 : Répartition de la population générale selon le sexe .....….....36
Figure 30 : Répartition de la population générale selon les tranches d'âge.....…….37
Figure 31 : Répartition de la population générale selon la provenance de patient.....38
Figure 32 : Répartition de la population générale selon la profession.....39
Figure 33 : Répartition de la population générale selon le nombre de facteurs favorisant.....40
Figure 34 : Répartition de la population générale selon les facteurs favorisants.....…...40
Figure 35 : Répartition de la population générale selon la localisation des lésions unguéales .....…….....41
Figure 36 : Répartition de la population générale selon les nombre d'ongles atteints.....42
Figure 37 : Répartition des atteintes unguéales selon leur aspect clinique….....43
Figure 38 : Répartition de la population générale selon la présence de lésions associées...…44
Figure 39: Répartition de la population générale selon la présence d'onychomycose 46
Figure 40 : Répartition des patients atteints d'onychomycose selon le sexe…….....47
Figure 41 : Répartition des patients atteints d'onychomycose selon l'âge….....……48
Figure 42 : Répartition des patients atteints d'onychomycoses selon la profession.....49
Figure 43: Répartition des patients atteints d'onychomycose selon le nombre de facteurs favorisants.....50

LISTE DES FIGURES

Figure 44: Répartition des patients atteints d'onychomycose selon les facteurs favorisant....50
Figure 45 : Répartition des patients atteints d'onychomycose selon la localisation des lésions unguéales 51
Figure 46: Répartition des atteintes unguéales d'onychomycose selon l'aspect clinique.....52
Figure 47: Répartition des patients atteints d'onychomycose selon les lésions associées 53
Figure 48 : Répartition des patients atteints d'onychomycose selon le groupe fongique.....54
Figure 49: Répartition des groupes fongique selon leur localisation.....55
Figure 50 : Répartition des patients atteints d'onychomycose selon les espèces incriminées.56

LISTE DES TABLEAUX

Tableau 1 : Traitement systémique de l'onychomycose.....19
Tableau 2 : Traitement topiques des onychomycoses.....20
Tableau 3 : Modalités de prélèvement unguéal.....26
Tableau 4 : Critères d'identification des levures isolées 31
Tableau 5 : Identification d'Aspergillus niger 34
Tableau 6 : Identification des dermatophytes isolés 35
Tableau 7 : Répartition des prélèvements selon l'étude mycologique globale.....45

INTRODUCTION ET PROBLEMATIQUE

Les mycoses superficielles sont des infections fongiques, d'évolution bénigne chez la majorité des sujets. Ce sont des maladies infectieuses dues à des champignons microscopiques se développant dans la couche cornée de l'épiderme ainsi que dans les structures kératinisées des poils et des ongles. Elles sont des motifs fréquents de consultation en pratique dermatologique [1].

Les mycoses atteignant les ongles des mains et des pieds sont des onyxis ou onychomycose ; provoquées par des dermatophytes, des levures ou des moisissures [2]. De toutes les onychopathies, les onychomycoses représentent la moitié des cas [3] et une prévalence croissante de ces dernières s'observe dans la population générale [4].

Cette pathologie courante et cosmopolite, bien qu'elle ne mette pas la vie en danger, altère la qualité de vie et entraîne une gêne d'ordre esthétique et psychologique, l'état de l'ongle atteint peut provoquer un sentiment de honte et de culpabilité, affectant les relations sociales lors de certaines activités. Elle doit être prise en charge, puisque le caractère récidivant est parfois douloureux, associé au risque de dissémination à distance de la lésion initiale [5].

L'onychomycose représente une pathologie unguéale fréquente mais son aspect clinique ne permet pas de la différencier facilement des autres étiologies d'onychopathies. Le diagnostic clinique étant quelques fois délicat, il est nécessaire de s'appuyer sur le diagnostic biologique pour pouvoir identifier l'espèce fongique responsable de la lésion.

La fréquence élevée de cette pathologie nous a motivé à réaliser la présente étude sur les cas d'onychomycoses diagnostiqués au service de Parasitologie - Mycologie du Centre Hospitalo-Universitaire (CHU) Nedir Mohamed de TIZI OUZOU de décembre 2018 à mai 2019.

Notre travail s'articule autour de deux parties : La première consiste en une revue bibliographique sur l'onychomycose. Une seconde partie est dédié à : la méthodologie du travail à travers laquelle toutes les manipulations effectuées sont décrites ; les résultats obtenus seront présentés sous forme de tableaux et graphiques ainsi la discussion des résultats. Enfin le travail se termine par une conclusion et des recommandations.

OBJECTIFS DE L'ETUDE

1. Objectif principal

- Etudier le profil épidémiologique des onychomycoses diagnostiquées au niveau du laboratoire de Parasitologie-mycologie du CHU de Tizi-Ouzou de décembre 2018 à mai 2019.

2. Objectif secondaire

- Identifier les souches fongiques responsables de l'onychomycose.

PARTIE THEORIQUE

1. Généralités sur l'onychomycose

1.1. Rappel sur l'appareil unguéal

L'appareil unguéal comprend quatre structures épithéliales spécialisées : la matrice, qui produit l'ongle, le lit sur lequel il repose, le repli sus-unguéal qui en cache une partie et l'hyponychium dont il se détache (Figure 1).

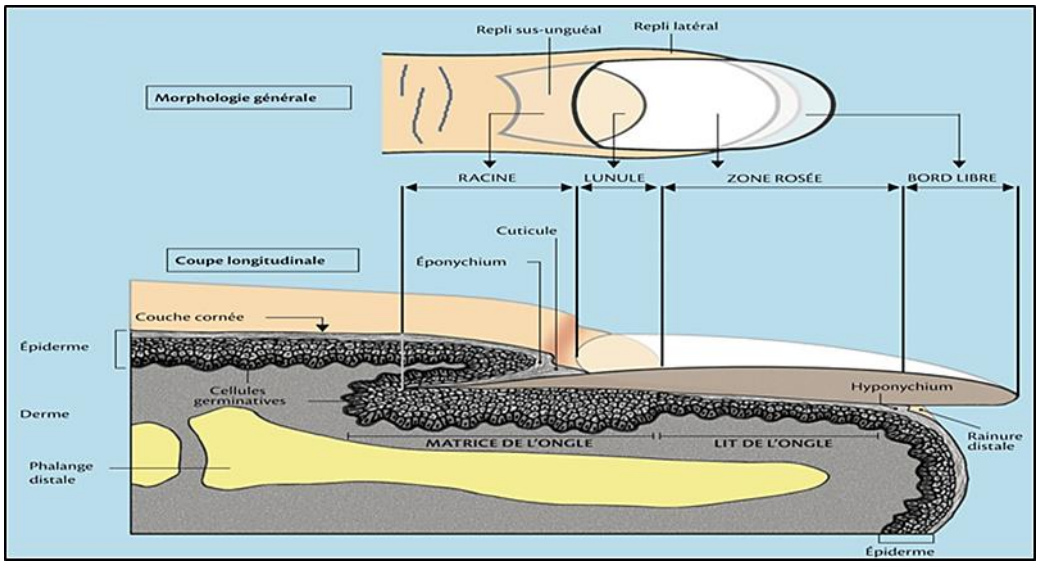


Figure 1 : Structure histologique de l'appareil unguéal sur une coupe longitudinale d'un doigt [8].

- **Structure et anatomie de l'ongle sain**

L'ongle est une plaque de kératine de forme quasi rectangulaire, ayant une consistance semi dure. L'ongle prend par transparence, une couleur rosée due à la présence de vaisseaux sanguins situés dessous. Son épaisseur est de 0,5 mm à 0,75 mm au niveau des doigts des mains, pouvant aller jusqu'à 1 mm au niveau des orteils [3]. Sa vitesse de croissance est d'environ 0,1 mm par jour pour les ongles des mains et deux à trois fois plus lente pour les ongles des pieds. Les ongles des mains nécessitent environ 6 mois pour une repousse complète, contre 12 à 18 mois pour ceux des orteils [6].

Au niveau de la racine de l'ongle, partie cachée par un repli de peau, se trouve la matrice qui forme l'ongle par prolifération cellulaire. Les cellules formées se remplissent de kératine et constituent ainsi cette plaque semi-transparente, semi dure et lisse qu'est l'ongle. Le corps de l'ongle est la partie visible de la tablette unguéale et il se termine par le bord libre, la partie dépassant la pulpe du doigt. La tablette unguéale repose sur le lit de l'ongle et y adhère fortement. Ce lit unguéal s'étend de la lunule à l'hyponychium [7].

La lunule est la partie blanchâtre en forme de croissant correspondant à la partie visible de la matrice. Elle est surtout visible au niveau des pouces. L'hyponychium correspond au prolongement du lit de l'ongle à l'extrémité distale et c'est dans cette région que se décolle l'ongle pour former la partie libre. Le repli sus unguéal est une expansion de l'épiderme qui recouvre une partie de la tablette unguéale au niveau proximal. La cuticule termine ce repli sus-unguéal et recouvre le bord proximal de la tablette unguéale, fermant ainsi l'espace virtuel entre la tablette et le repli [3].

1.2. Définition de l'onychomycose

L'onychomycose est l'infection fongique de l'appareil unguéal provoquée par des dermatophytes, des levures ou des moisissures qui rendent les ongles opaques, épais, mais friables et cassants [9].

1.3. Facteurs favorisants des onychomycoses

Il existe de nombreux facteurs favorisants dont il doit être tenu compte dans la prise en charge et la prévention, en plus du traitement spécifique de la mycose.

1.3.1. Facteurs individuels

1.3.1.1. L'âge

L'onychomycose est une maladie de l'adulte, elle est rare chez l'enfant. La croissance ralentie de l'ongle, la baisse physiologique de l'immunité et la mauvaise circulation sanguine remarqués chez les sujet âgés, la difficulté des seniors à prendre soin de leurs ongles, peuvent favoriser la survenu de l'onychomycose chez ces derniers [10, 11].

1.3.1.2. Présence des maladies sous-jacentes

-Les troubles circulatoires périphériques et l'insuffisance veineuse : fréquemment observés chez les sujets âgés, favorisent la survenue d'onychomycoses aux orteils.
-Neuropathie diabétique : présente un facteur de risque pour les onyxis fongiques du pied [10, 11].

1.3.1.3. Le déficit immunitaire

Les pathologies portant sur la réponse immunitaire tell que : VIH et hypercorticisme (maladie de cushing), les corticoïdes prescrits à hautes doses et sur de longues périodes favorisent l'implantation et le développement des mycoses superficielles [10, 11].

1.3.1.4. Les microtraumatismes répétés

Chocs, chaussures trop étroites, chevauchement des orteils favorisent la survenue d'onychomycoses aux pieds généralement à partir d'un foyer mycosique inter-orteils [10, 11].

1.3.1.5. Autres atteintes mycosiques superficielles

L'onychomycose du pied est presque toujours la complication de mycoses inter-orteils et plantaires préexistantes. Une candidose cutanéo-muqueuse ou vaginale méconnue ou négligée est aussi un facteur favorisant d'onyxis des doigts. De même l'existence d'une teigne passée inaperçue ou le grattage de lésions cutanées préexistantes peuvent expliquer la présence de dermatophytes au niveau des ongles des mains [10, 11].

1.3.2. Facteurs environnementaux et/ou comportementaux

- Les endroits humides et chauds : les plages, les lieux d'ablutions....
- Le port de chaussures fermées et étanches (bottes, baskets, chaussures de sécurité...) et de gants qui favorisent la transpiration et la macération des pieds.

-Certaines professions : militaires, maitres-nageurs, plongeurs, pâtissiers, jardinage...

-Certains sports : sports de combat ou pratiqués pieds nus, marathoniens ...

-La fréquentation de douches collectives, saunas, hammams, mosquée ...

-Une hygiène peu rigoureuse : il est recommandé de bien essuyer les orteils afin de prévenir mycose du pied.

-Une utilisation excessive des détergents [10, 11].

1.4. Champignons responsables d'onychomycose

Les onychomycoses peuvent être causées par plusieurs types de champignons, les dermatophytes, les levures ou plus rarement les moisissures.

Schématiquement, les dermatophytes se retrouvent le plus souvent au niveau des pieds que des mains. Inversement, les levures prédominent nettement au niveau des ongles des mains. Concernant les moisissures, leur fréquence est faible, mais leur localisation touche indistinctement les ongles des mains et des pieds. Des infections mixtes, dermatophytes associés à des levures ou des moisissures, sont également rapportées [12].

1.4.1. Dermatophytes

1.4.1.1. Définition

Les dermatophytes sont des champignons filamenteux kératinophiles, à thalle septé. Ils sont caractérisés par la production de spores diverses. Ils appartiennent à trois genres différents, les genres *Microsporum*, *Trichophyton* et *Epidermophyton*. Ils se sont bien adaptés à la vie parasitaire en assimilant la kératine humaine et animale, en produisant des protéases kératino-lytiques [13].

D'après leur origine, on distingue trois groupes [14,15]

-**Des espèces anthropophiles :** issues exclusivement de l'homme. Leur transmission est interhumaine, elle peut être directe ou indirecte.

-**Des espèces zoophiles :** issues de l'animal, elles sont transmises accidentellement à l'homme, soit par un contact direct ou indirect avec un animal infecté ou porteur sain.

-**Des espèces telluriques ou géophiles :** qui se trouvent dans le sol, elles parasitent accidentellement l'homme à la suite d'un contact tellurique, (Figure 02).

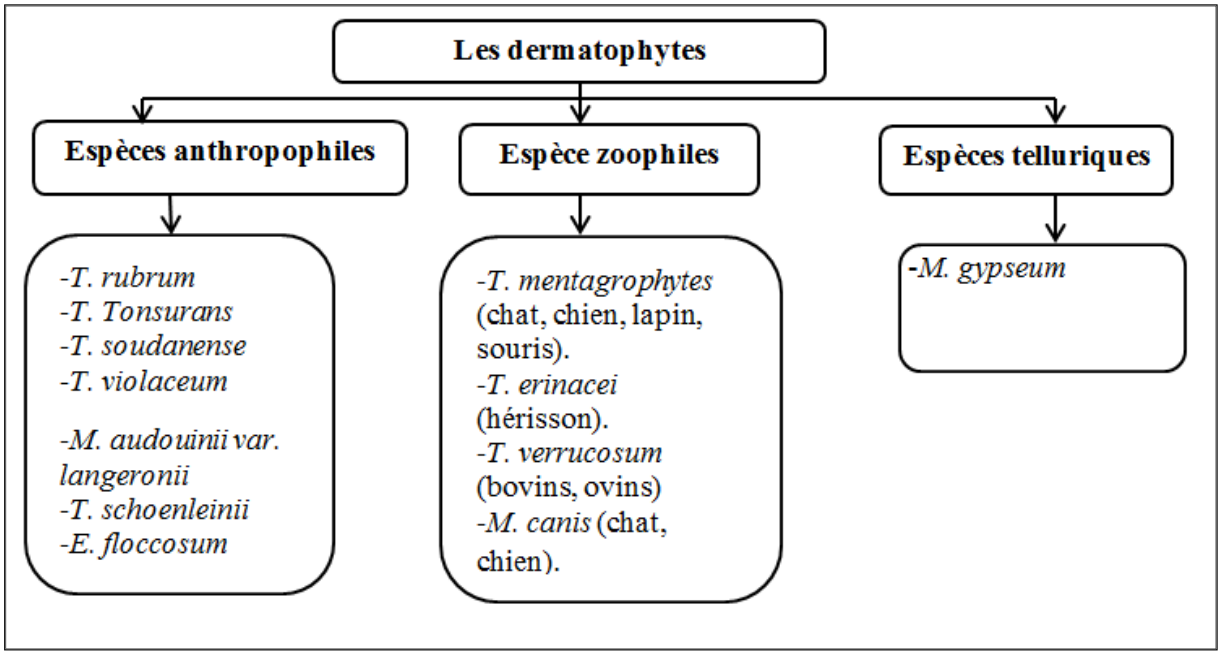


Figure 2 : Origine des principaux dermatophytes [14, 15].

1.4.1.2. Espèces rencontrées dans l'onychomycose

En général, *Trichophyton rubrum* représente la plus grande majorité des isolements, suivi par *Trichophyton mentagrophytes* et dans une moindre mesure *Epidermophyton floccosum* [16].

Microsporum canis peut être exceptionnellement isolé dans les onychomycoses, ce pathogène a une très faible affinité pour la kératine, l'infection unguéal serait donc plus probablement due à une sensibilité anormale (une immunodépression par exemple) de l'hôte [17]. D'autres dermatophytes, également moins isolés dans l'ongle en général, peuvent être mis en évidence dans leurs zones d'endémie respectives : *T. soudanense, T. violaceum* et *T.tonsurans* [15].

1.4.1.3. Physiopathologie

L'infection de l'ongle par le dermatophyte débute habituellement par le bord libre ou les bords disto-latéraux donnant une atteinte sous unguéale distale ou latérodistale, l'infection progresse ensuite vers la matrice. Les signes cliniques en résultant sont une décoloration de l'ongle, une onycholyse ou un décollement de l'ongle de son lit et une hyperkératose sous unguéale. Cependant d'autres modes d'invasion de l'ongle sont possibles comme la leuconychie (atteinte superficielle) ou l'onychomycose proximale sous-unguéale. Dans de rares cas l'onychomycose à dermatophytes évolue vers une dystrophie unguéale totale (ongle friable) [13].

1.4.2. Levures

1.4.2.1. Définition

Les levures sont des champignons cosmopolites, microscopiques, unicellulaire, de forme arrondie ou ovalaire, se multipliant par bourgeonnement et produisant des blastopores, du mycélium ou du pseudo mycélium comme *C.albicans*. Ils ne peuvent se développer qu'en présence de matières organiques préformées [18].

1.4.2.2. Espèces rencontrées dans les onychomycoses

Parmi les levures, les espèces appartenant au genre *Candida* représentent le deuxième agent étiologique des mycoses des ongles dans les études [19, 20]. *C. albicans*, une levure cosmopolite habituellement présente dans le tube digestif de l'homme, est l'espèce la plus fréquemment isolée.

D'autres levures parmi lesquelles : *C. parapsilosis*, *C. krusei*, *C. guillermondii* [21], *C.tropicalis*, et *C. famata* [22] sont aussi impliquées dans les onychomycoses.

Certains *Candida* comme *C. haemulonii* et *C. ciferrii* affectionnent particulièrement l'ongle des personnes âgées ayant des troubles trophiques des membres inférieurs [23].

Plus rarement, d'autres levures telles que *Trichosporon* sp (*Trichosporon asteroïdes* et *Trichosporon cutaneum)* [24] et *Malassezia* sp [25] sont mises en cause dans les onychomycoses, mais ces cas restent exceptionnels, puisque les *Trichosporon* sp sont cosmopolites, saprophytes du sol et de l'eau et font aussi partie de la flore cutanée de l'homme et les *Malassezia* sp sont également des levures commensales de la peau.

1.4.2.3. Physiopathologie

L'invasion de l'ongle par le *Candida* commence le plus souvent par les tissus sus ou peri-ungueaux, ou par un perionyxis. Cette onychomycose se manifeste par une atteinte péri-unguéale aboutissant à un bourrelet rouge autour de la zone matricielle de l'ongle et on peut avoir une issue de pus à la pression. L'atteinte de la tablette unguéale survient après le perionyxis et commence d'abord par la partie proximale et s'étend ensuite vers le bord libre de l'ongle. Au fur et à mesure que l'ongle pousse, des sillons transversaux apparaissent (la surface de l'ongle devient ondulée), ainsi qu'une coloration jaune verdâtre de l'ongle au niveau des zones proximales et latérales [18].

La tablette unguéale devient épaisse, molle et friable et elle peut éventuellement se décoller. L'onychomycose à *Candida* peut aussi évoluer en une dystrophie unguéale totale, c'est à dire une destruction complète de l'ongle. Une surinfection bactérienne (en particulier à *Pseudomonas Aeruginosa*) est souvent associée à l'onychomycose, donnant une teinte bleu-vert à l'ongle [26].

1.4.3. Moisissures

1.4.3.1. Définition

Les moisissures sont des champignons filamenteux cosmopolites fréquemment rencontrées dans l'air et sur les sols et, pour certains d'entre eux, sur les matières en décomposition. La plupart d'entre elles se comporte comme des saprophytes. Elles peuvent profiter d'un terrain particulier soit local (support cutané ou unguéal altéré) soit général (immunodépression) et se comporter comme un opportuniste [27].

1.4.3.2. Espèces rencontrées dans l'onychomycose

Pour les moisissures cosmopolites les plus couramment isolées dans les onychomycoses sont : *Scopulariopsis sp, Aspergillus sp* et *Fusarium sp*. Plus rarement, des moisissures comme *Paecilomyces* sp, *Acremonium* sp, *Scedosporium* sp et *Alternaria* sp sont isolées [28].

Parmi ces pathogènes, deux genres sont susceptibles de causer des onychomycoses : *Neoscytalidium sp* (*Neoscytalidium hyalinum* et *Neoscytalidium dimidiatum*) et *Onychocola canadensis.*

1.4.3.3. Physiopathologie

Une atteinte du gros orteil est le plus souvent observée dans les onychomycoses à moisissures. Le mode d'attaque de l'ongle par les moisissures est proche de celui des dermatophytes, mais l'évolution de l'onychomycose est plus lente et il y a rarement d'autres atteintes mycosiques associées (intertrigo). L'infection commence généralement au niveau distal ou éventuellement au niveau latéral de l'ongle et progresse vers le bord proximal.

Une hyperkératose, une onycholyse et une coloration de l'ongle peuvent également accompagner cette atteinte. Dans le cas d'une onycholyse, l'ongle prend généralement la même couleur que les spores impliquées dans l'onychomycose [27, 29].

1.5. Modes de contamination de l'onychomycose

L'apparition d'une onychomycose peut se faire par :

-Une auto contamination à partir d'un foyer mycosique préexistant sur la peau glabre, le cuir chevelu ou muqueux.

-Une contamination indirecte à partir de linges de toilette, de sols souillés, d'instruments de manucure.

-Une contamination animale.

-La colonisation candidosique se fait souvent à partir du réservoir naturel de *Candida albicans* digestif (endogène), ou de l'environnement (exogène) pour les autres *Candida*. La contamination par des moisissures survient généralement sur une onychopathie préalable, fongique ou non (traumatique).

-Il est fréquent d'observer une transmission intra familiale des onychomycoses.

Enfin, la notion de portage asymptomatique peut être évoquée. Il est possible qu'un champignon isolé sur un ongle n'entraine pas de lésions cliniques. La vitesse de pousse rapide peut suffire à éliminer le champignon avant sa pénétration définitive dans la structure unguéale. Ce portage asymptomatique permet ainsi le maintien d'une contamination [30, 31].

1.6. Classification cliniques des onychomycoses

Elle dépend du lieu de pénétration de l'agent infectieux et du stade évolutif. Elle comprend quatre types.

1.6.1. L'onychomycose sous-unguéale distolatérale

C'est la plus fréquente, elle se manifeste par une hyperkératose sous unguéale située au l'ongle bord libre de la tablette unguéale. Il peut s'y associer un épaississement de la tablette ou une onycholyse, provoquée par l'accumulation de kératine, sous la tablette. L'atteinte s'étend progressivement à la zone matricielle proximale. L'atteinte de l'appareil unguéal peut être partielle ou totale, tant au niveau des orteils qu'aux doigts, elle peut être associée à onyxis distolatérale, parfois de coloration brunâtre [32], (Figure 3).

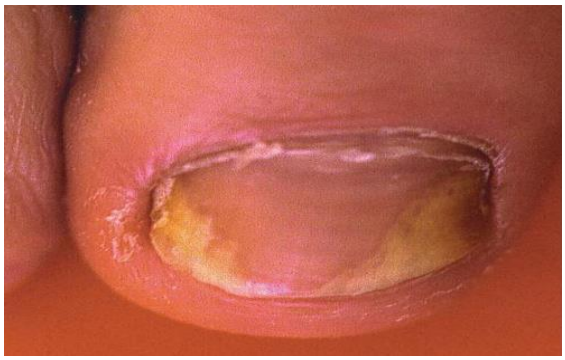


Figure 3 : Atteinte sous unguéale distolatérale [32].

1.6.2. L'onychomycose sous-unguéale proximale

Ce type d'atteinte se voit surtout aux ongles des pieds, exceptionnellement aux mains .Elle se manifeste par une modification de la couleur de l'ongle qui se produit à proximité du repli unguéal proximal, en regard de la lunule. La tablette y devient blanche ou jaune. La zone atteinte s'étend progressivement au fur et à mesure que l'ongle pousse, elle peut associer à un périonyxis lorsqu'il s'agit de *candida* sp [33], (Figure 04).

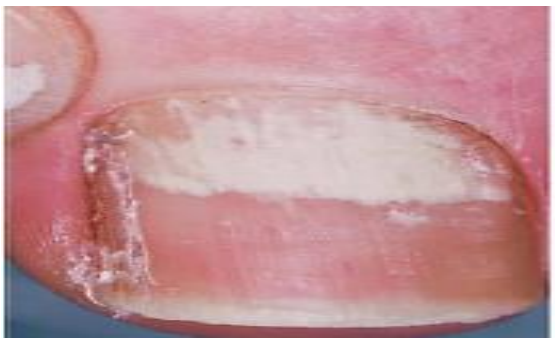


Figure 4 : Atteinte proximale [34].

1.6.3. Leuconychie superficielle

Elle affecte principalement les orteils, se présentant comme des taches blanches, d'aspect poudreux et de taille variable apparaissent sous l'ongle et qui peuvent être facilement détachées à la curette. La pénétration du champignon a lieu par la surface de l'ongle

probablement après un traumatisme local ou une macération entre tenue par un chevauchement d'orteils [33], (Figure 5).

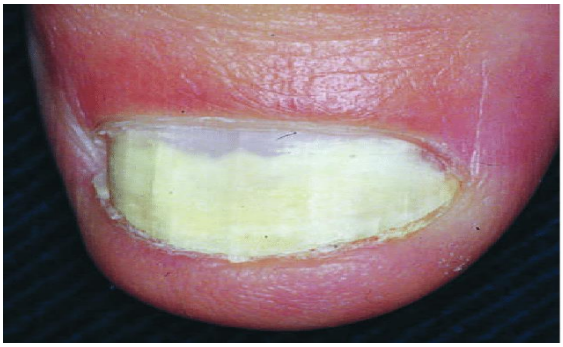


Figure 5 : leuconychie superficielle [35].

1.6.4. Onychodystrophie totale

En générale secondaire des variétés précédentes. Elle traduit l'envahissement lentement progressif et la destruction de toute la tablette unguéale par le champignon (Figure 06). Une paronychie (perionyxis) peut être observée en particulier dans certaines infections (moisissures) [32].

Figure 6 : Onychodystrophie totale [32].

1.7. Diagnostic différentielle

Sur un plan clinique, il est fréquent de ne pouvoir faire la différence entre une onychomycose et une autre onychopathies entraînant des modifications unguéales telles que :

1.7.1. Le psoriasis unguéal

Le psoriasis est une maladie inflammatoire chronique caractérisé par l'apparition des plaques épaisses de la peau qui desquament [36], une atteinte de l'ongle peut être observée chez les patients atteints dont certains signes cliniques tels qu'une hyperkératose sous unguéale (Figure 07), une décoloration de l'ongle (tâches saumon), une onycholyse (Figure 08) et une paronychie, sont très similaires aux onychomycoses [30].

Devant une atteinte des ongles caractéristique du psoriasis, d'autres lésions doivent être recherchées, telles que la présence de plaques épaisses au niveau des coudes, genoux ou dans d'autres régions du corps [37]. Un prélèvement de l'ongle est donc nécessaire pour un examen mycologique car ces deux pathologies peuvent aussi coexister ensemble [36].

Figure 7 : Hyperkératose sous-unguéale psoriasique [38].

Figure 8 : Onycholyse psoriasique [38].

1.7.2. Le lichen plan unguéal

L'atteinte unguéale par un lichen plan se manifeste par l'apparition d'une striation des ongles qui se dédoublent et deviennent fragiles puis un amincissement de la tablette de l'ongle touchant préférentiellement les gros orteils. Cette dermatose chronique peut évoluer vers des lésions destructrices et irréversibles à type de pterygion (l'ongle est détruit et remplacé par de la peau) permettant de différencier un lichen plan d'une onychomycose [39], (Figure 9).

Figure 9 : Lichen plan [40].

1.7.3. L'onychogryphose

Qui est caractérisée par des ongles épaissis, jaunes, friables et parfois une incurvation de l'ongle est accompagnée (Figure 10). Elle est surtout rencontrée chez les sujets âgés ayant une insuffisance veineuse [41].

Figure 10 : Onychogryphose [42].

1.7.4. Les lésions de l'ongle d'origine traumatique

Les microtraumatismes répétés des ongles dus au port des chaussures inadaptées ou lors d'activités sportives ou les microtraumatismes des ongles des mains dus aux manucures abusives (Figure 12) peuvent provoquer des déformations ou des anomalies de la coloration de la tablette unguéale. Ces traumatismes sont souvent favorisés par des déformations du pied ou des orteils (ex : chevauchements). Par exemple, dans les cas de chevauchement du deuxième orteil sur le premier, il peut y avoir une onycholyse du gros orteil ou une hyperkératose sous-unguéale résultant du frottement [32, 43]**,** (Figure 11).

Figure 11 : Onycholyse par chevauchement d'orteil [44].

Figure 12 : Granulation de la kératine suite à l'utilisation de vernis à ongles [45].

1.8. Evolution et complications des onychomycoses

Malgré leur caractère bénin, les onychomycoses doivent tout de même être prises en charge. Non traitées, elles ne guérissent jamais spontanément et persistent indéfiniment aboutissant à la progression de l'atteinte et à la destruction totale de l'ongle. De plus, la mycose unguéale est une pathologie contagieuse : l'ongle infecté peut entrainer un risque de contamination aux autres ongles, à la peau, au cuir chevelu mais aussi à l'entourage. Un risque de surinfection bactérienne est également possible.

En l'absence de traitement, les onyxis mycosiques à *Candida albicans* et à moisissures peuvent être à l'origine de mycoses systémiques chez les personnes immunodéprimées. Enfin, outre leur aspect inesthétique, elles sont parfois douloureuses entrainant une gêne fonctionnelle limitant les activités de la vie quotidienne [31].

2. Diagnostic biologique d'onychomycose

2.1. Interrogatoire de patient

L'interrogatoire du patient est nécessaire pour orienter le diagnostic mycologique. Il permet de préciser [46] :

– Le siège et la sémiologie de l'onychomycose.

– Les facteurs favorisants.

– La présence d'autres lésions associées

– L'anamnèse, l'ancienneté de cet onyxis et son mode d'évolution.

-Présence des maladies sous –jacentes, et la prise de traitement antifongique et corticoïdes.

2.2. Prélèvement mycologique

Le prélèvement unguéal est un examen qui peut être désagréable mais il n'est pas douloureux ni invasif. Il doit être effectué par un personnel expérimenté au sein d'un laboratoire car c'est une étape critique et difficile dont dépend la qualité du résultat. Le prélèvement mycologique doit être réalisé à distance de tout traitement antifongique pour ne pas fausser les résultats : au moins 15 jours pour les topiques (crème, poudre), 3 mois pour le pour une solution filmogène ou, la prise orale d'antifongiques.

Il est effectué sur des ongles bien essuyés pour éliminer au maximum les germes de l'environnement, et en fonction des symptômes cliniques pour recueillir un échantillon en quantité suffisante au sein de la zone infectée où le champignon est actif. Cet examen mycologique doit également être pratiqué sur les lésions cutanées associées du pied ou de toute autre zone de la peau évocatrice de mycose dont la présence sera prise en compte dans le traitement [31, 47].

2.3. Examen direct

L'examen direct demeure incontournable dans le diagnostic d'une onychomycose. Il permet d'apporter une réponse rapide au médecin prescripteur.

Il s'effectue à partir de fragments d'ongles issus du grattage. Ces échantillons sont examinés au microscope entre lame et lamelle, dans une goutte de produit éclaircissant comme l'hydroxyde de potassium (potasse à 10 %, 20 % ou 30 %) ou le chlorolactophénol.

En l'absence de coloration, la sensibilité de cette méthode peut être améliorée par l'utilisation d'un microscope à contraste de phase, qui facilite l'observation des éléments mycéliens. Les liquides éclaircissants seront utilisés de préférence en association avec un colorant, qui améliore grandement le confort de lecture grâce à une meilleure visualisation des structures fongiques. Des éclaircissants tels que le bleu lactique, le noir chlorazole, le rouge Congo, ont été proposés [48 ,49].

L'examen direct comporte cependant quelques limites. Ainsi, l'examen microscopique du prélèvement doit être minutieux et réalisé par un personnel entraîné. De plus le montage des squames dans la solution éclaircissante ne permet pas la conservation des lames, la potasse digère rapidement les différentes structures et impose donc une lecture rapide des préparations [46].

2.4. Culture mycologique

La culture reste le complément indispensable de l'examen direct. L'ensemencement à partir des échantillons prélevés se fait usuellement sur le milieu de Sabouraud (en boîte de Pétri ou en tube) additionné d'antibiotique(s) (chloramphénicol et/ou gentamicine) et de cycloheximide (Actidione®). Cette dernière molécule inhibe en effet la croissance de la plupart des moisissures, ainsi que de certaines espèces de *Candida* telles que *C. parapsilosis* et *C. famata*, et facilite donc l'isolement des dermatophytes. Compte tenu de la présence possible d'une moisissure potentiellement pathogène ou d'un pseudodermatophyte, il conviendra d'utiliser en parallèle une gélose de Sabouraud-antibiotiques sans cycloheximide.

Les cultures sont incubées habituellement à 25-30 °C. Une durée d'incubation de 2 à 4 semaines (2 semaines pour les levures), doit être respectée avant de rendre des résultats négatifs. Certaines espèces comme *O. canadensis* présentent en effet un développement lent, et nécessitent un délai plus long (3 à 4 semaines d'incubation) avant de présenter des éléments morphologiques typiques. Les cultures sont observées en général deux fois par semaine [50, 51].

2.5. Isolement et identification de l'espèce fongique

2.5.1. Identification des espèces fongiques après la primo-culture

L'identification repose essentiellement sur des critères morphologiques (aspects macro et microscopiques des cultures et sur l'étude des caractères biochimiques (auxanogramme) et phénotypiques pour les levures.

2.5.1.1. Les dermatophytes

Les principaux caractères morphologiques des dermatophytes impliqués dans la survenu l'onychomycose sont résumés dans l'annexe I et II.

2.5.1.2. Moisissure

Les critères macroscopiques et microscopiques des moisissures impliqués dans l'onychomycose sont résumés dans l'annexe III, IV et V.

2.5.1.3. Les levures

L'identification des levures s'effectue à l'aide des critères phénotypiques comme la formation d'un pseudo mycélium sur sérum humain ou animal (test de blastèse), la formation de chlamydospores sur milieu Rice Cream (RAT) et l'assimilation ou la fermentation de certains sucres à l'aide de galeries biochimiques. Il existe des milieux chromogènes contient un substrat spécifique du genre *Candida* couplé à un chromogène. L'utilisation du substrat par la levure libère le chromogène qui colore la colonie (Figure 13). Ainsi, l'identification est rendue avec gain de temps (24 à 48 heures) [52], (Voir l'annexe VI).

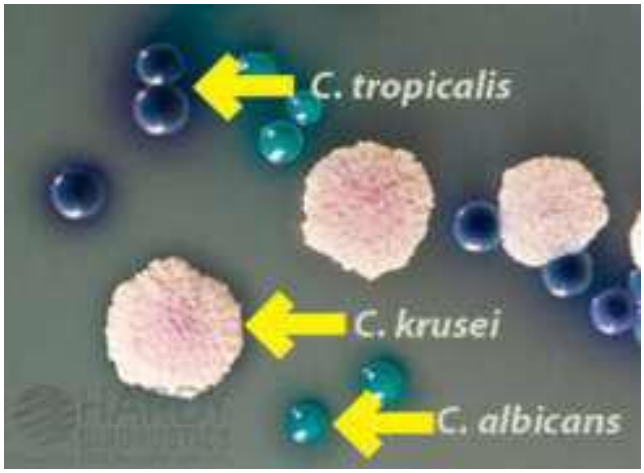


Figure 13 : Colonies de C. albicans, C. tropicalis et C. krusei sur le milieu CHROMagar™ Candida [53].

2.5.2. Milieux permettant l'identification

Si la primo-culture ne permet pas d'identifier le champignon isolé, ou lorsque le dermatophyte reste non identifiable (souche pléomorphisée ou souche présentant des critères culturaux macroscopiques ou microscopiques atypiques), il peut être nécessaire de réaliser un repiquage sur milieu spécifique cité dessus, afin de favoriser la fructification (production de spores) ou la production de pigment ces milieux [14].

-Le milieu de Borelli (milieu au Lactrimel) : stimule la fructification de la majorité des dermatophytes et renforce la production de pigments (rouge veineux pour *T. rubrum* et jaune pour *M. canis*).

-Le milieu à l'urée indole : (ou la gélose à l'urée de Christensen) permet de différencier *T. rubrum* qui est uréase négative de *T. interdigitale* qui est uréase positive.

-Le milieu au Bromocrésol pourpre : (BCP caséine), gris au départ, vire au bleu violacé en présence de *T. mentagrophytes*. La coloration n'est en revanche pas modifiée avec *T. rubrum*. Par ailleurs, ce milieu contient de la caséine que *T. verrucosum* ainsi que *T.violaceum* sont capables d'hydrolyser en quelques jours.

-**Autres milieux** : milieu au Malt et eau gélosée, gélose PDA (Potato-Dextrose-Agar), milieu de Takashio (dit « Sabouraud » dilué) : favorisent la fructification des dermatophytes

2.5.3. Autres techniques d'identification

2.5.3.1. Diagnostic moléculaire

Le recours à la PCR (Polymerase Chain Reaction) permet également de pallier le manque de sensibilité de l'examen direct, qui serait faussement négatif. De même, la PCR peut être utile en cas d'examen direct positif et de culture négative. Elle permet la détection in situ du champignon mais aussi parfois l'identification de l'espèce en cause, avec une identification possible en moins de 48 heures.

Cependant, ces techniques sont coûteuses et nécessitent un équipement spécialisé, donc réservé à des laboratoires spécialisés [54].

2.5.3.2. Identification directe par spectrométrie de masse

Des essais utilisant la spectrométrie de masse de type MALDI-TOF (Matrix-Assisted Laser Desorption/Ionisation-Time Of Flight) ont montré la possibilité d'identifier *T. rubrum* directement à partir d'un échantillon d'ongle pathologique [55].

2.6. Interprétation des résultats mycologiques

En cas de dermatophytose, l'examen direct objective la présence de filaments mycéliens septés et la culture identifie le dermatophyte responsable. Il existe pratiquement toujours une atteinte associée des espaces inter-orteils et/ou des plantes dues au même dermatophyte.

La présence de colonies de *C. albicans* dans un prélèvement unguéal est un indice de pathogénicité. L'examen direct devrait alors mettre en évidence des pseudofilaments qui témoignent de sa forme infectieuse, mais cet examen direct est souvent de lecture difficile. La culture prime alors pour cette espèce.

L'interprétation d'une moisissure en culture est plus difficile, car elle colonise volontiers sans effet pathogène le revêtement cutané ou même la kératine distale de l'appareil unguéal. Il est donc banal d'en isoler d'un prélèvement cutané. Cependant, la présence d'une moisissure en culture pure sans dermatophyte avec un examen direct montrant des filaments évocateurs de moisissure est suspecte d'onychomycose à moisissure. Dans ce cas, un second prélèvement réalisé dans un laboratoire expérimenté est nécessaire pour confirmer le diagnostic. Ce second prélèvement doit mettre en évidence les mêmes résultats. Il n'est pas rare que le second prélèvement soit totalement négatif ou permettre d'isoler un dermatophyte masqué par la moisissure dont le développement en culture est bien plus rapide que celui d'un dermatophyte. Un algorithme décisionnel sera présenté ci-dessous schématisant la conduite à tenir globale devant une onychopathie essentiellement d'étiologie fongique [32], (Figure 14).

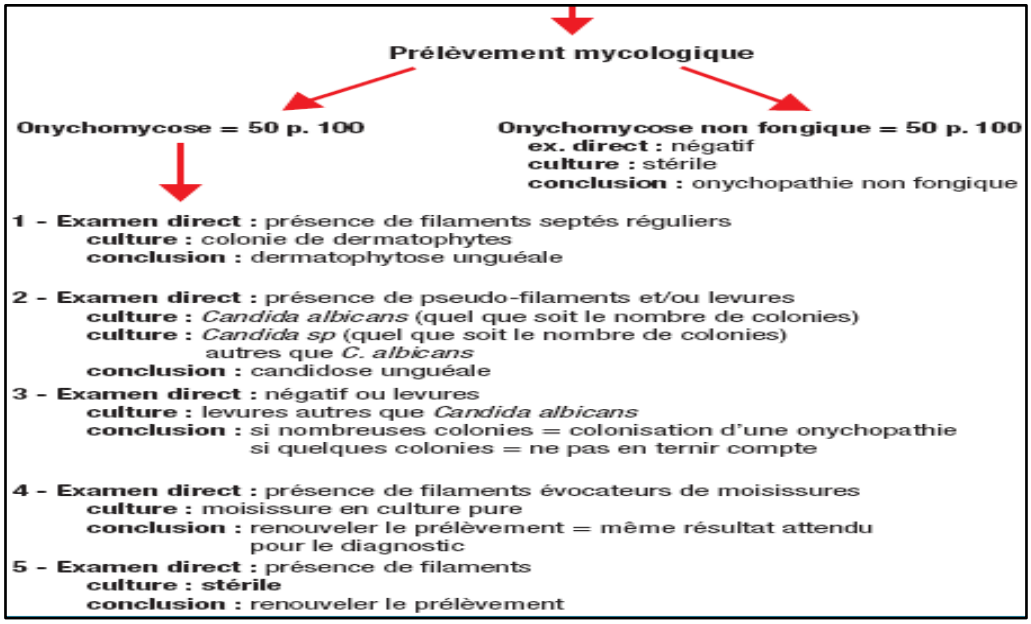


Figure 14 : Conduite à tenir devant une onychopathie évoquant une onychomycose [32].

3. Traitement de l'onychomycose

3.1. But du traitement

Les objectifs du traitement sont [56] :

-L'élimination du champignon vu que l'onychomycose à ne guérit jamais spontanément et l'absence du traitement entraine un risque de contamination et de propagation de l'affection.

-La prévention des complications chez les sujets à risque.

-L'amélioration du confort du patient et sa qualité de vie.

3.2. Types de traitement de l'onychomycose

3.2.1. Traitement systémique :

Les antifongiques systémique azolés décrits dans le tableau suivant

Tableau 1 : Traitement systémique de l'onychomycose [32, 57].

Médicament : (Famille, DCI, nom commercial)	Posologie	Forme galénique	Agent pathogène
Allylamine ; Terbinafine ; Lamisil ®.	Adulte : 250 mg/ jour Mains : 6 semaines. Pieds : 3 mois	Comprimé	-Dermatophytes
Imidazolés ; Itraconazole ; Sporanox ®.	Adulte : 250 mg /jour Mains : 6 semaines. Pieds : 3 mois.	-Gélule	-Dermatophytes -Levures -Moisissures
Fluconazole ; Triflucan ®.	Adulte : 100, 200, 300, 400 mg / semaine. Mains : 6 semaines à 3 mois. Pieds : 6 à 8 mois	-Gélule	Dermatophytes -Levures
Kétoconazole ; Nizoral ®.	Adulte : 200 mg/jour Mains et pieds :	Comprimé	-Dermatophytes -Levures -Moisissures

- **Autres antifongiques systémiques**

-Griséofulvine : Elle n'est active que sur les dermatophytes. Elle est fongistatique, le taux de rechute est important. Elle nécessite des durées de traitements de 4 à 12 mois. Elle a une activité inférieure aux nouvelles molécules. Les effets secondaires sont principalement gastro-intestinaux, plus rarement neurologiques, hématologiques [58].

3.2.2. Traitement topique

Ils peuvent également compléter le traitement pris par voie orale, les produit sont utilisés sous forme d'un vernis, crème, ou d'une solution et sont décrits dans le tableau suivant,

Tableau 2 : Traitement topiques des onychomycoses [32, 57].

Antifongique (Famille, DCI, nom commercial)	Posologie	Forme galénique	Agent pathogène
-Hydroxypyridone ; Ciclopirox Mycoster ®	2 fois/ jour -Mains : 6 mois -Pieds : 9 mois	Solution filmogène.	Dermatophytes -Levures
-Polyéne ; Amphotéricine ; Fungizone ®.	1fois/ jour -Mains : 6 mois -Pieds : 9 mois	Solution filmogène.	-Levures -Moisissures
-Imidazoles ; Bifonazol ; Amycor ®.	1 fois/ jour -Mains : 3 mois -Pieds : 6 mois	-Crème ; -Poudre ; -Solution.	-Dermatophytes -Levures -Moisissures
-Morpholine ; Amorolfine ; Locéryl ®.	1 à 2 fois deux/ semaine	-Solution filmogène -Vernis.	-Dermatophytes -Levures -Moisissures
Kétoconazole ; Kétoderm ®.	1 à 2 fois deux/ semaine	-Crème.	-Levures

3.2.3. Autres moyens thérapeutiques

3.2.3.1. Traitement chirurgical

L'avulsion chirurgicale partielle est une technique simple à réaliser, elle est indiquée en cas d'échec du traitement médical des onychomycoses. Il consiste à réaliser une avulsion partielle de l'ongle atteint, pour favoriser la pénétration des antifongiques. Il est préférable d'éviter l'avulsion chirurgicale totale. Ce traitement chirurgical sera associé à un traitement par des antifongiques locaux et/ou systémiques [31, 59].

3.2.3.2. Traitement au laser

Les patients souffrant d'onychomycoses ont été traités par laser. Le faisceau lumineux du laser possède une longueur d'onde lui permettant de traverser la plaque unguéale et d'atteindre le lit de l'ongle pour détruire les champignons par une forte température. Une crème antifongique à utilisation quotidienne a également été fournie pour éviter une réinfection de l'ongle après chaque traitement au laser. Les cultures mycologiques étaient négatives après les séances de laser [60].

3.2.3.4. Aromathérapie

L'aromathérapie tell que les huiles essentiels, de thym, d'arbre à thé, de bulbe d'ail et de la feuille de henné, peut être conseillée pour les onychomycoses avec une légère atteinte, à la fin d'un traitement classique oral ou topique ou pour prévenir les récidives [61]. L'aromathérapie est déconseillée chez les femmes enceintes et allaitant, ainsi que chez les enfants de moins de 3 ans [62].

4. Prévention

4.1. Prévention des onychomycoses

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

- Eviter les chaussures serrées, éviter de porter les chaussures de sport en dehors des activités sportives, et porter des sandales quand cela est possible.
-Changer de chaussettes tous les jours et éviter les chaussettes synthétiques favorisant la macération, privilégier celles en coton.
-Le respect des règles d'hygiène corporelle est indispensable.
-Traiter les intertrigos interdigitaux ou autres lésions fongiques de la peau.
-Utiliser des antis transpirants pour diminuer l'hyperhydrose au niveau des pieds.
-Eviter les manucures excessives et les faux ongles
-Enlever de temps en temps la semelle des chaussures pour bien les aérer.
-Bien se sécher les pieds et les espaces interdigitaux après les avoir lavés.
-Se couper les ongles courts et prendre soin de ses pieds.
-Porter des sandales ou chaussons dans les endroits publics tels que les piscines, saunas et salles de sport.
-Désinfecter chaque jour baignoire ou douche avec de l'eau de Javel diluée ou avec un autre désinfectant efficace.
-Laver les sols régulièrement avec de l'eau de Javel diluée.
-Avoir des serviettes de bain strictement personnelles, et ne pas partager des objets tels que les ciseaux, coupe-ongles et limes.
-Laver les vêtements potentiellement contaminés et les tapis de bain ou de douche en machine à 60°C et aspirer régulièrement les tapis, moquettes et fauteuils en tissu pour éviter les récidives [31].

PARTIE PRATIQUE

1. Type, lieu et période de l'étude

Il s'agit d'une étude transversale descriptive réalisée au niveau du laboratoire de Parasitologie-mycologie du CHU de TIZI-OUZOU sur une période de 06 mois allant du mois décembre 2018 jusqu'au mois du mai 2019.

2. La population étudiée

La population sujette à cette enquête est représentée par tous patient adressé au niveau du laboratoire de Parasitologie-mycologie du CHU de TIZI-OUZOU chez qui un prélèvement d'ongle a été prescrit durant la période de l'étude, regroupant 120 patients et 138 prélèvements mycologiques superficiels d'ongles.

2.1. Critères d'inclusion

Tout patient présentant une affection unguéale évoquant une onychomycose adressé au laboratoire avec ou sans lésions associées et nécessitant une confirmation mycologique.

2.2. Critères de non inclusion

Tout patient ayant pris un traitement antifongique au minimum 15 jours avant le prélèvement pour les antifongiques topique et au maximum 1 mois avant le prélèvement pour les antifongiques systémiques, aussi les patients qui ont mis de henné et vernis à ongles esthétique.

3. Matériels de l'étude

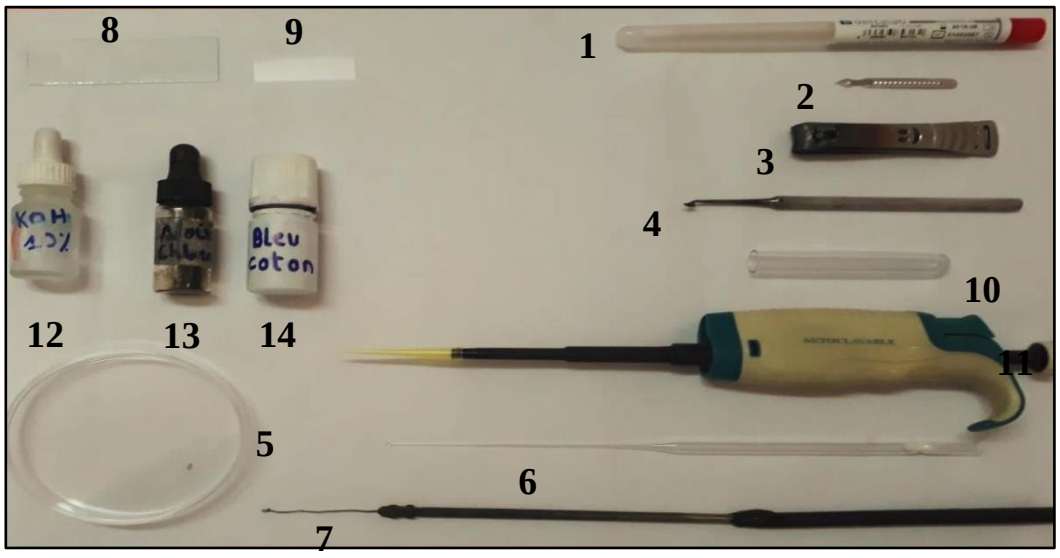


Figure 15 : Matériels de l'étude (Laboratoires de Parasitologie-Mycologie du CHU Tizi-Ouzou, 2019).

-Matériels de prélèvements

-Ecouvillon(1) ;

-Vaccinostyle (3) ;

-Coupe ongle (4) ;

-Curette (5);

-Boite de pétri (6) ;

-Matériels d'ensemencement

–Ecouvillon ;

-Pipette (6) ;

-Anse de platine(7).

-Matériels d'identification

-Lame porte-objet (8) ;

-Lamelle(9) ;

-Tube sec (10);

-Micropipette(11).

-Réactifs et Colorants

-Potasse à 10%(12) ;

-Noir chlorazole (13) ;

-Bleu de coton(14)**.**

- Milieux de culture

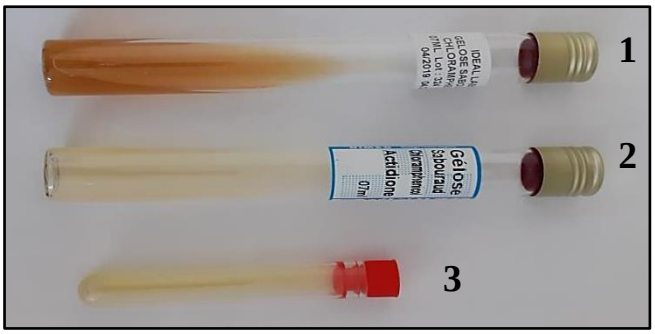


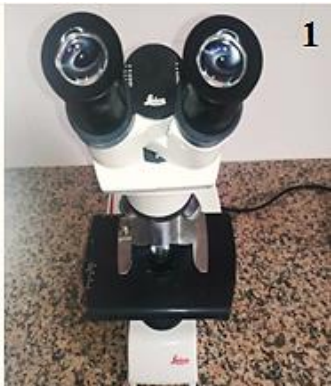
Figure 16 : Milieux de culture
(Laboratoire de Parasitologie-Mycologie du CHU Tizi-Ouzou, 2019).

1- Milieu d'isolement Sabouraud Chloramphénicol (SC) ;

2- Milieu d'isolement Sabouraud Chloramphénicol / Actidione (SAC) ;

3-Sérum humain.

-Matériels de lecture et de culture



Matériels de lecture :
1-Microscope optique

Matériels de culture : 2-Etuve ; 3-Bec benzen

Figure 17 : Matériels de laboratoire (Laboratoire de Parasitologie-Mycologie du CHU Tizi-Ouzou, 2019).

4. Méthodologie de l'étude

4.1. Recueil et analyse des données

Nous avons établi une base des données sur le logiciel SPSS statistics IBM 22 (Statistical Package for the Social Sciences), (Annexe IX), où les données des fiches de renseignements ont été rapportées pour faire une analyse statistique. Le logiciel Microsoft Excel 2010 a été utilisé pour établir les représentations graphiques, (Annexe VIII).

4.2. Examen mycologique

L'examen mycologique a été réalisé d'une manière systématique pour tous les prélèvements effectués (examen direct et culture) à chaque fois que le diagnostic d'une onychomycose est évoqué.

4.2.1. Fiche de renseignement

La fiche de renseignement a été remplie sur la base de l'anamnèse, étape essentielle quant à la collecte d'informations précises : âge, sexe, l'existence de traitement antifongiques antérieurs et leurs durées, le mode de début et l'ancienneté des lésions, terrains particuliers (immunodépression, maladies sous-jacentes, prise de corticoïdes, présence de facteurs professionnels favorisants, présence d'animaux ...), (Annexe VII).

4.2.2. Prélèvement

Nous avons réalisé le prélèvement unguéal avec du matériel stérile sur des ongles propres après une bonne toilette faite par le malade afin d'éliminer les moisissures contaminantes de l'environnement et il doit être fait si possible avant ou à distance de tout traitement antifongique pour éviter les faux négatifs en culture.

Les fragments obtenus ont été recueilli dans une boîte de Pétri sur laquelle on a mentionné le numéro d'enregistrement du patient et la nature du prélèvement .Lors d'une paronychie, les sérosités sont récupérés par écouvillonnage. Tous prélèvement fait au niveau du laboratoire doit être mentionné dans un registre de paillasse.

- **Modalités de prélèvement**

La technique du prélèvement a été adaptée suivant l'aspect clinique de l'atteinte de l'ongle (Tableau 3). Le principe essentiel consiste à prélever au niveau de la jonction entre la zone saine et la zone malade de l'ongle, c'est-à-dire là où le champignon est actif, à l'aide d'une curette ou d'un vaccinostyle (Figure 18).

Figure 18 : Prélèvement mycologique unguéal
(Laboratoire de Parasitologie-Mycologie du CHU Tizi-Ouzou, 2019).

Tableau 3 : Modalités de prélèvement unguéal (Photos de laboratoire de Parasitologie – Mycologie de CHU Tizi-Ouzou, 2019).

Modalités de prélèvements	Aspect clinique
Lorsque l'atteinte est latérodistale, tout d'abord on a éliminé la partie de l'ongle la plus externe, potentiellement souillée par les spores de moisissures environnementales et/ou colonisée par des levures à l'aide d'un coupe ongle, puis on a réalisé un grattage sous unguéal pour collecter la poudre unguéale.	
En cas d'onychomycose sous unguéale proximale, on a éliminé toutes les couches superficielles, jusqu'à visualiser la tablette inférieure parasitée où les fragments unguéaux ont été recueillis.	
En cas de leuconychie superficielle, la surface atteinte est grattée par un vaccinostyle.	
En cas de dystrophie totale et puisque l'ongle est totalement atteint, le prélèvement sera réalisé à n'importe quel point de l'ongle le plus profondément possible.	

Certains patients en plus de l'atteinte de l'ongle ont présenté d'autres lésions superficielles, dont on doit prélever au niveau de sites de ces lésions tels que :

Figure 19 : Périonyxis chez un enfant ; Laboratoire de Parasitologie-Mycologie du CHU TIZI, 2019)

Figure 20 : Lésions palmaires (Laboratoire de Parasitologie-Mycologie du CHU TIZI, 2019).

Figure 21 : Intertrigo inter orteil ;
(Laboratoire de Parasitologie-Mycologie du CHU TIZI OUZOU, 2019)**.**

Figure 22 : Lésion cutanée ;

Figure 23 : Teigne de cuir chevelu ;
(Laboratoire de Parasitologie-Mycologie du CHU TIZI OUZOU, 2019)

4.2.3. L'examen direct

On le réalise immédiatement après le prélèvement. On dépose les débris d'ongles sur une lame dans une goutte d'éclaircissant : la potasse à 10 % ou de noir de chlorazole, la préparation est recouverte d'une lamelle couvre-objet puis on effectue un léger chauffage sur un bec benzen jusqu' à l'émission de vapeur.

Nous avons observé la préparation sous microscope optique à des grossissements de 10 à 40 fois sous faible luminosité afin de déceler la présence de filaments et de spores.

- **Interprétation des résultats de l'examen direct**

La présence des filaments réguliers sera en faveur d'une infection par un dermatophyte, les filaments irréguliers vésiculeux évoqueront plutôt d'une onychomycose à moisissure, tandis que la présence des blastospores avec ou sans pseudo filaments orienteront vers un Candida et dans ces cas, l'examen est considéré positif. L'observation des blastospores ou de spores isolées peut signifier un simple portage et plaider en faveur d'une contamination et l'examen est considéré comme négatif donc la culture qui confirme la positivité d'examen direct (Figure 24).

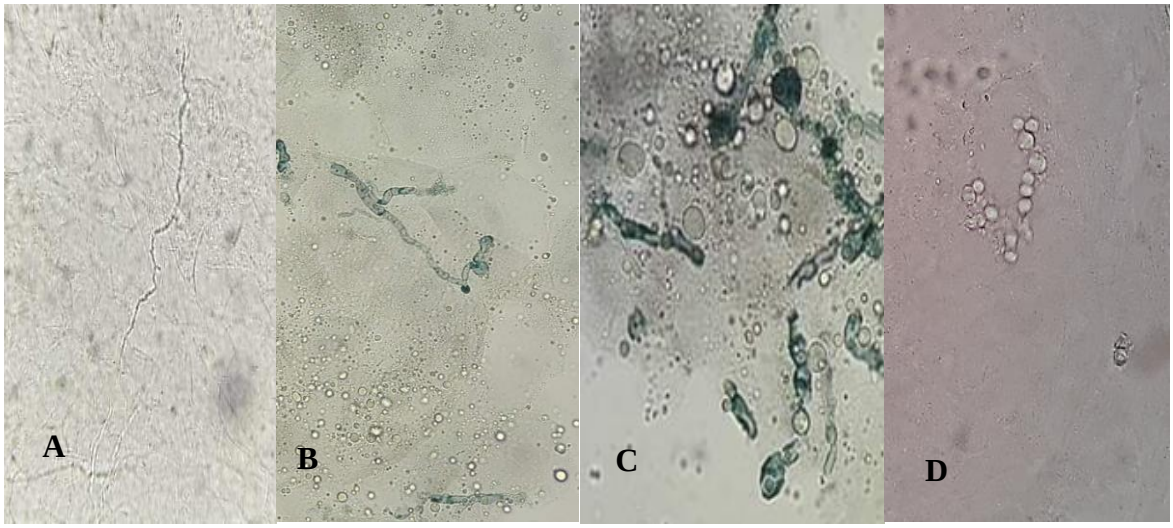


Figure 24 : Résultat de l'examen direct sous microscope optique au grossissement x40, A et B : filament mycélien, C : pseudo filament avec levures, D : levures bourgeonnantes. (Laboratoire de Parasitologie-Mycologie du CHU Tizi-Ouzou, 2019).

4.2.4. Mise en Culture

Deux milieux de cultures étaient systématiquement utilisés, ce sont les milieux d'isolements : le milieu de Sabouraud additionné au chloramphénicol et/ou Actidione. Le chloramphénicol est un antibiotique qui inhibe la croissance des bactéries ; l'Actidione inhibe la croissance de la plupart des moisissures mais n'a aucun effet sur les dermatophytes.

Nous avons déposé les fragments d'ongle pour chaque patient sur les deux milieux d'isolement à l'aide d'une pipette ou d'une anse de platine en 4 ou 5 points alternés. On a réalisé l'ensemencement en tubes dont le bouchon n'a pas été complètement vissé, de manière à permettre une bonne aération de la culture car les dermatophytes sont des aérobies.

Les tubes étaient incubés dans une étuve réglé à 27°C et conservés au maximum 4 semaines avec un contrôle régulier (deux fois par semaine) pour permettre l'identification des espèces à croissance lente. Un résultat n'a été considéré négatif qu'après une incubation de 30 jours (Figure 25).

Figure 25 : Différentes étapes de la mise en culture
(Laboratoire de Parasitologie-Mycologie du CHU Tizi-Ouzou, 2019).

4.2.5. Identification des espèces fongiques

Elle fait appel à des critères d'identification basés sur le temps de pousse et sur les deux aspects macro et microscopiques.

4.2.5.1. Aspects macroscopiques des cultures

On effectue l'analyse des caractères morphologiques des cultures présentes en tubes à l'œil nu. On note la couleur au recto et au verso des colonies, la forme (rondes, étoilées...), le relief (plates, plissées…), les caractéristiques de leur surface (duveteuse, poudreuse, granuleuse, glabre,…) et la taille (réduite, ou au contraire étendue). On recherche également la présence d'un pigment diffusant dans la gélose (Tableau 4, 5 et 6).

4.2.5.2. Examen microscopique des cultures

On réalise la préparation du matériel fongique pour l'observation microscopique dans des conditions stériles comme suit (Figure 26).

- Prendre un fragment de la colonie à l'aide d'une pipette ou anse de platine stérile, puis le disposer dans une goutte du bleu de coton sur une lame porte objet.
- Dilacérer le fragment dans le colorant avec la pipette ou l'anse de platine pour le rendre moins dense et mieux observable.
- Recouvrir la préparation à l'aide d'une lamelle, puis la mise à l'observation sous le microscope optique au faible et au fort grossissement.

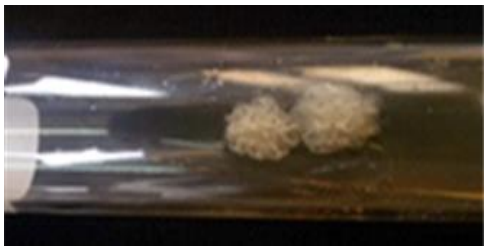
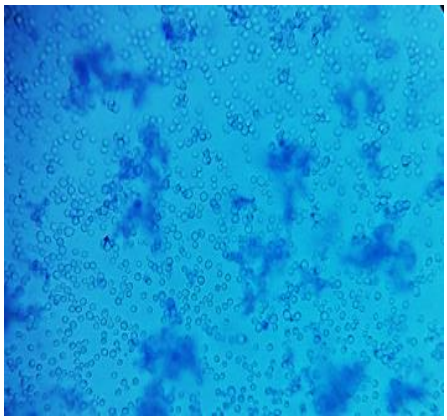
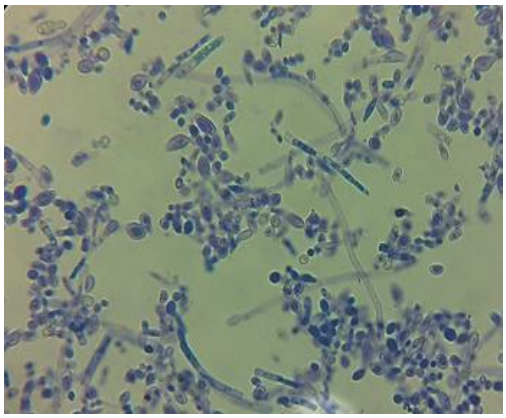
Figure 26 : Etapes de réalisation de l'examen microscopique des cultures (Laboratoire de Parasitologie-Mycologie du CHU Tizi-Ouzou, 2019).

➢ **Interprétation de l'examen microscopique des cultures**

- **Levure**

On note la présence des levures ovoïdes et bourgeonnantes, de vrai et/ou pseudofilaments, la présence de Chlamydospores et ou des Arthrospores (Voir annexe VI), (Tableau 4).

Tableau 4 : Critères d'identification des levures isolées
(Laboratoire de Parasitologie-Mycologie du CHU Tizi-Ouzou ,2019).

Espèces	*Candida* sp	*Trichosporon* sp
Temps de pousse	24 à 48 heures	24 à 48 heures
Macroscopie	Blanches, bombées, crémeuse	Colonies crémeuses, cérébriformes, glabres, de couleur jaune-chamois. 
Microscopie	Levures rondes ou ovalaires isolées ou bourgeonnantes de 2 à 4 micron de diamètre. 	Présence d'Arthrospores, de blastopores, de filaments mycéliens et de pseudo-mycéliums. 

-Concernant Le genre *Candida* : le test de Blastèse est pratiqué au laboratoire pour différencier *Candida albicans/candida dubliniensis* des levures sp. Lorsque il est retrouvé au niveau des ongles ; est considéré toujours pathogènes.

- **Test de blastèse**

Ce test permet d'identifier *C. albicans* en particulier. Nous avons ensemencé le champignon suspect dans le sérum humain et le comparé à un test témoin, suivant les étapes de la Figure 27 et on incube 3 h à 37°C. A l'observation microscopique on recherchera la présence de tubes germinatifs caractéristiques de *C.albicans.* L'absence de tubes germinatifs caractéristiques d'autres espèces de candida ou de levures.

Il présente certaines limites : *C.dubliniensis* est aussi capable de produire des tubes germinatifs, raison pour laquelle elle a été confondue avec *C.albicans*.

1-Répartir 500 µl de sérum humain dans deux tubes à essai à l'aide d'une micropipette, un pour le patient et l'autre comme un test témoin.	2-Prélever un fragment de colonie avec une pipette. 3-Préparer une suspension de colonie avec de l'eau physiologique dans un tube à essai.	3-Ajouter 500µl de la suspension préparée dans le tube qui contient le sérum. -Fermer le tube et agiter.

4-Incuber les 2 tubes à 37°C pendant 3 à 4 heures.	5- après incubation déposer une goutte de chaque tube de la suspension avec une goutte de bleu de coton entre lame et lamelle.	6- Examiner au microscope optique (objectif 40), comparer au test témoin.

Figure 27 : Etapes de la réalisation du test de blastèse
(Laboratoire de Parasitologie-Mycologie du CHU Tizi-Ouzou, 2019).

- **Résultats du test de blastèse**

Candida albicans/*dubliniensis* (présence de tube germinatif).	Levure sp (absence de tube germinatif).

Figure 28 : Examen microscopique du test de bastèse (Grossissement x40), Laboratoire de Parasitologie-Mycologie du CHU Tizi- Ouzou, 2019).

- **Identification des champignons filamenteux**

-Moisissures

On diagnostique les moisissures par la présence des organes de fructification (tête aspergillaire, conidies...), voir Annexe III et VI. La présence de la même moisissure en culture à plusieurs points d'ensemencement est attendue dans les prélèvements successifs pour confirmer qu'une moisissure est réellement l'agent pathogène (Tableau 5).

-Dermatophytes

On diagnostique les dermatophytes par la présence des filaments mycéliens septés, les organes de fructification (les Microconidies, les Macroconidies) et les formats ornementales (les vrilles...), (Tableau 6). Ils sont toujours considérés pathogènes (Annexe I et II).

Tableau 5 : Identification d'Aspergillus niger
(Laboratoire de Parasitologie-Mycologie du CHU Tizi Ouzou, 2019)

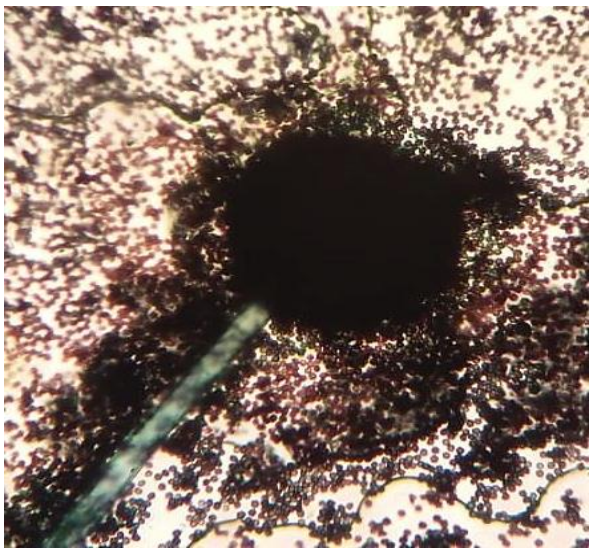
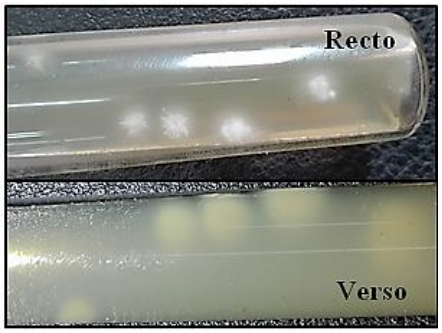
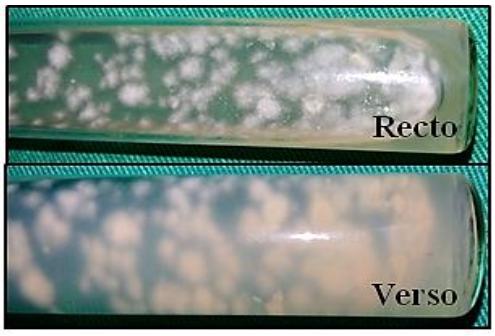
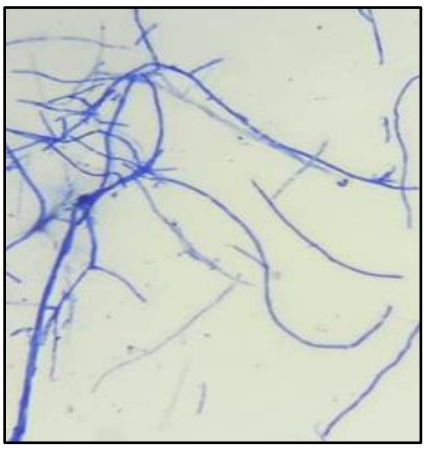
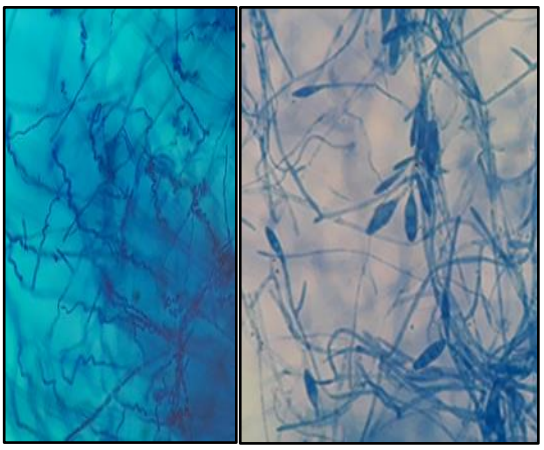
Espèces	*Aspergillus niger*
Temps de pousse	5 jours.
Macroscopie	Recto de colonie : est blanc-jaune, puis granuleux et noirâtre, le verso : est incolore à jaune pale.
Microscopie	-Tête aspergillaire : bisériée est radiée. -La vésicule est sphérique. -Conidiophore est lisse, incolore à brun, long et large. -Conidies sont grosses et globuleuses brunes, chaulées. 

Tableau 6 : Identification des dermatophytes isolés
(Laboratoire de Parasitologie-Mycologie du CHU Tizi Ouzou ,2019)

Espèces	*Trichophyton rubrum*	*Trichophyton mentagrophytes*
Temps de pousse	Colonies apparaissent en 6 à 7 jours. caractéristiques après 2 à 3 semaines.	Colonies apparaissent en 4 à 5 jours et sont caractéristiques au 10eme jour.
Macroscopie	Colonies humides et bombées en forme de disques surélevés en leur centre et hérissés de mèches de filaments mycéliens .Le verso est incolore ou brun ou jaune. 	Colonies duveteuses, poudreuses ou granuleuses devenant plâtreuses en vieillissant, de couleur blanchâtre à crème au recto, jaunâtre à brun au verso. 
Microscopie	Des filaments mycéliens, portent des excroissances triangulaires caractéristiques, naissent des Microconidies piriformes, peu nombreuses et disposées en alcadium .Les Macroconidies en forme de saucisses sont plus rares. 	-Filaments mycéliens cloisonnés. -Macroconidies rondes, très nombreuses disposées en buissons. -Macroconidies moins nombreuses en forme de massues à paroi lisse et mince avec 6 à 7 logettes ou plus. -On observe fréquemment des vrilles. 

RESULTATS

1. Résultats globaux de l'étude

Durant la période d'étude de 06 mois, 138 Prélèvements mycologiques superficiels d'onychomycose ont été effectués sur 120 patients.

1.1. Etude de la population générale

1.1.1. Répartition de la population générale selon le sexe

Notre population d'étude est faite de 71% de femme avec un sex-ratio H/F de 0,41 (Figure 29).

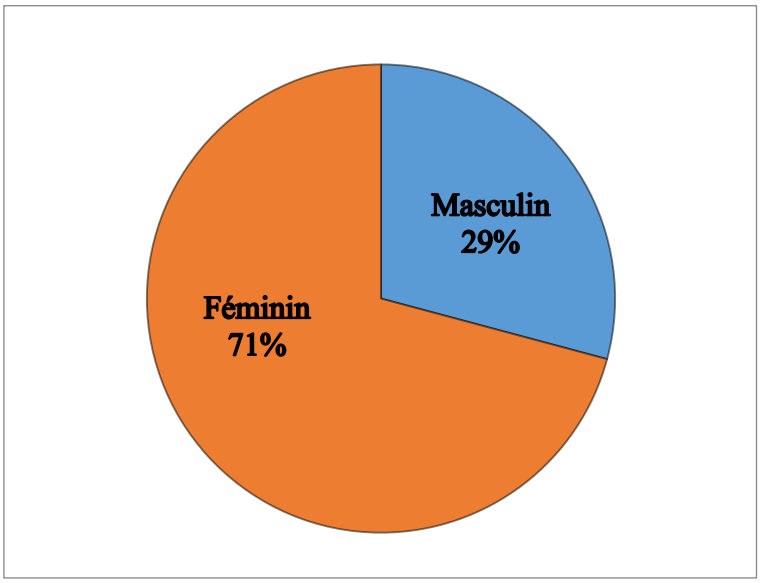


Figure 29 : Répartition de la population générale selon le sexe, CHU TIZI OUZOU, Décembre 2018-Mai 2019.

1.1.2. Répartition de la population générale selon l'âge

L'âge moyen était de 45.57 ans ± 17,97 avec un minimum de 7ans et un maximum de 86 ans. La tranche d'âge la plus retrouvée était 21 – 30 ans (Figure 30).

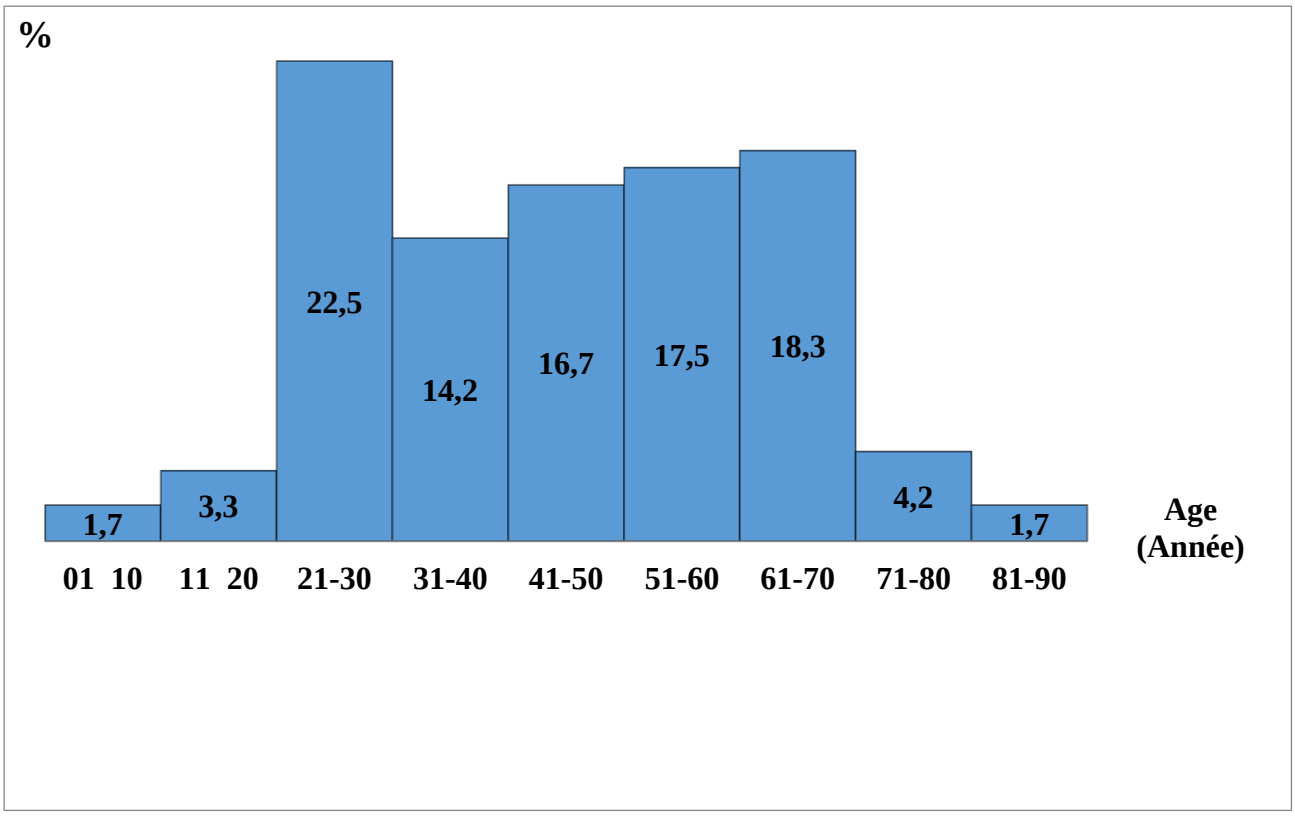


Figure 30 : Répartition de la population générale selon les tranches d'âge, CHU TIZI OUZOU, Décembre 2018-Mai 2019.

1.1.3. Répartition de la population selon la provenance du patient

Toutes les personnes incluses dans l'étude sont des externes adressés par des médecins dermatologues 100% (Figure 31).

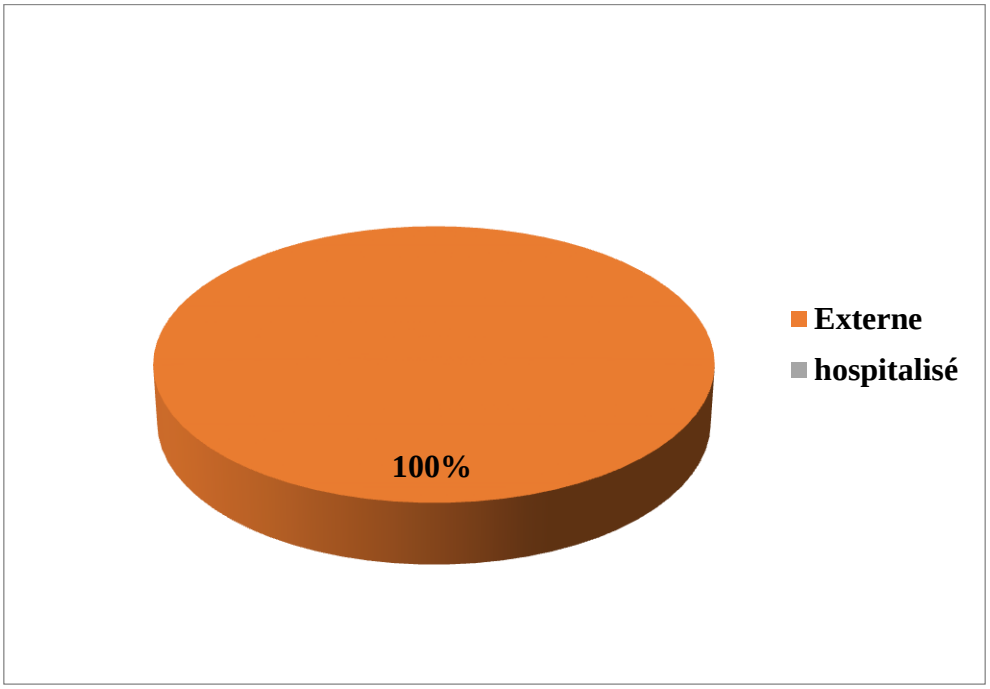


Figure 31 : Répartition de la population générale selon la provenance de patient, CHU TIZI OUZOU, Décembre 2018-Mai 2019.

1.1.4. Répartition de la population générale selon la profession

Dans notre série d'étude, 30,8 % des patients étaient des femmes au foyer (Figure 32).

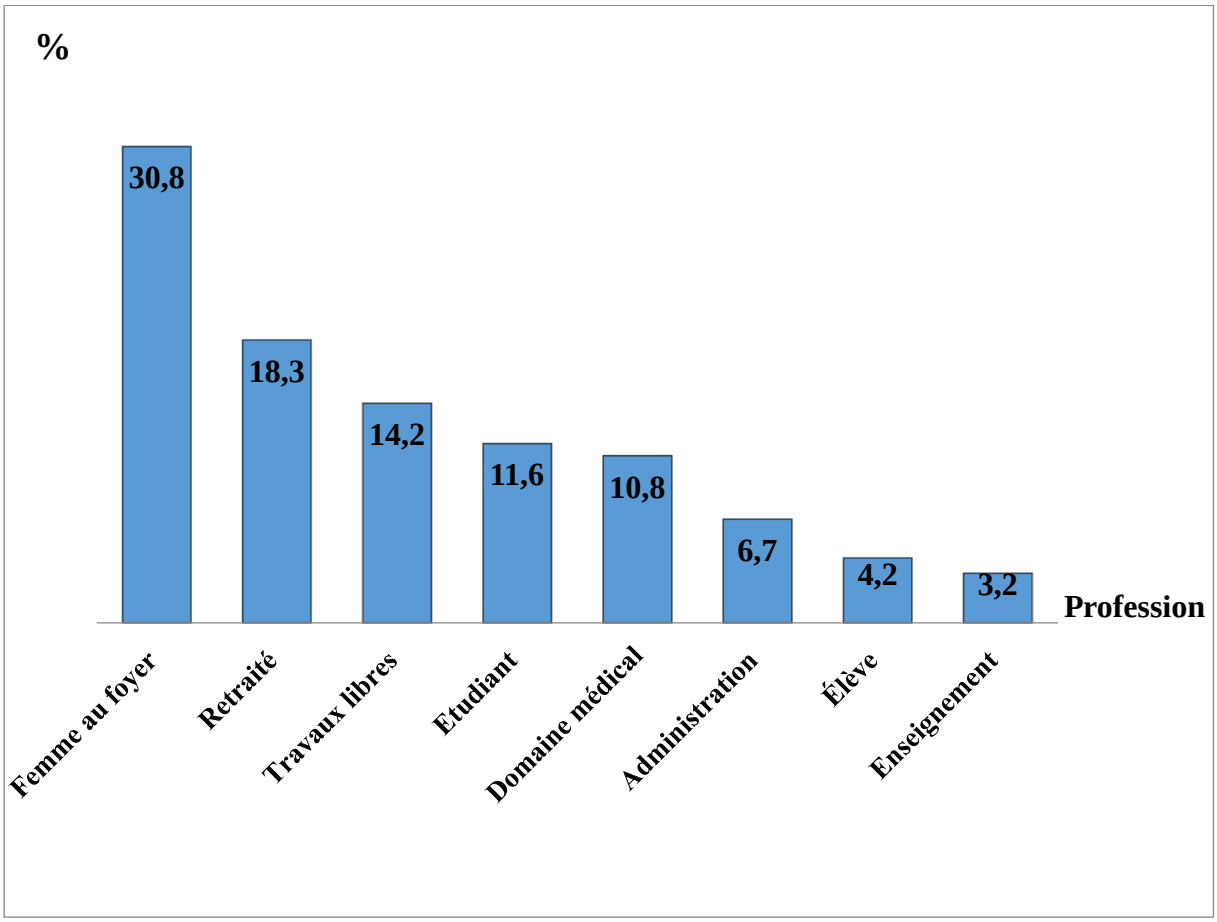


Figure 32 : Répartition de la population générale selon la profession, CHU TIZI OUZOU, Décembre 2018 -Mai 2019.

1.1.5. Répartition de la population générale selon les facteurs favorisants des atteintes unguéales

Près de la totalité des personnes étudiées (99,2 %) avait au moins un facteur favorisant. Parmi les facteurs favorisants, la chaleur/l'humidité et le port prolongé de chaussures fermés avaient été retrouvé respectivement dans 91.7 % et 68.3 % (Figure 33 et 34).

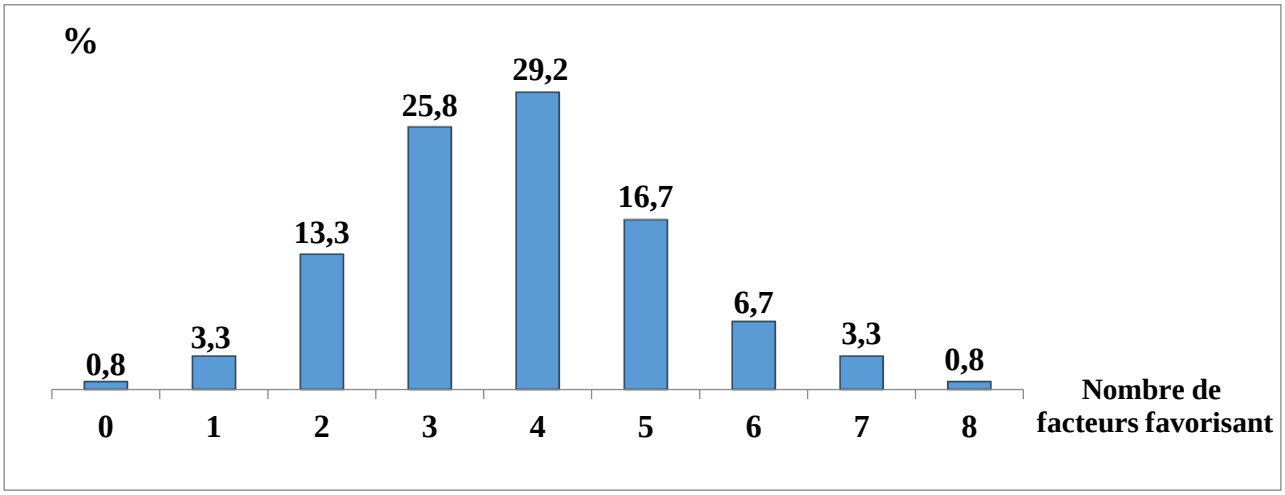


Figure 33 : Répartition de la population générale selon le nombre de facteurs favorisant, CHU TIZI OUZOU, Décembre 2018-Mai 2019.

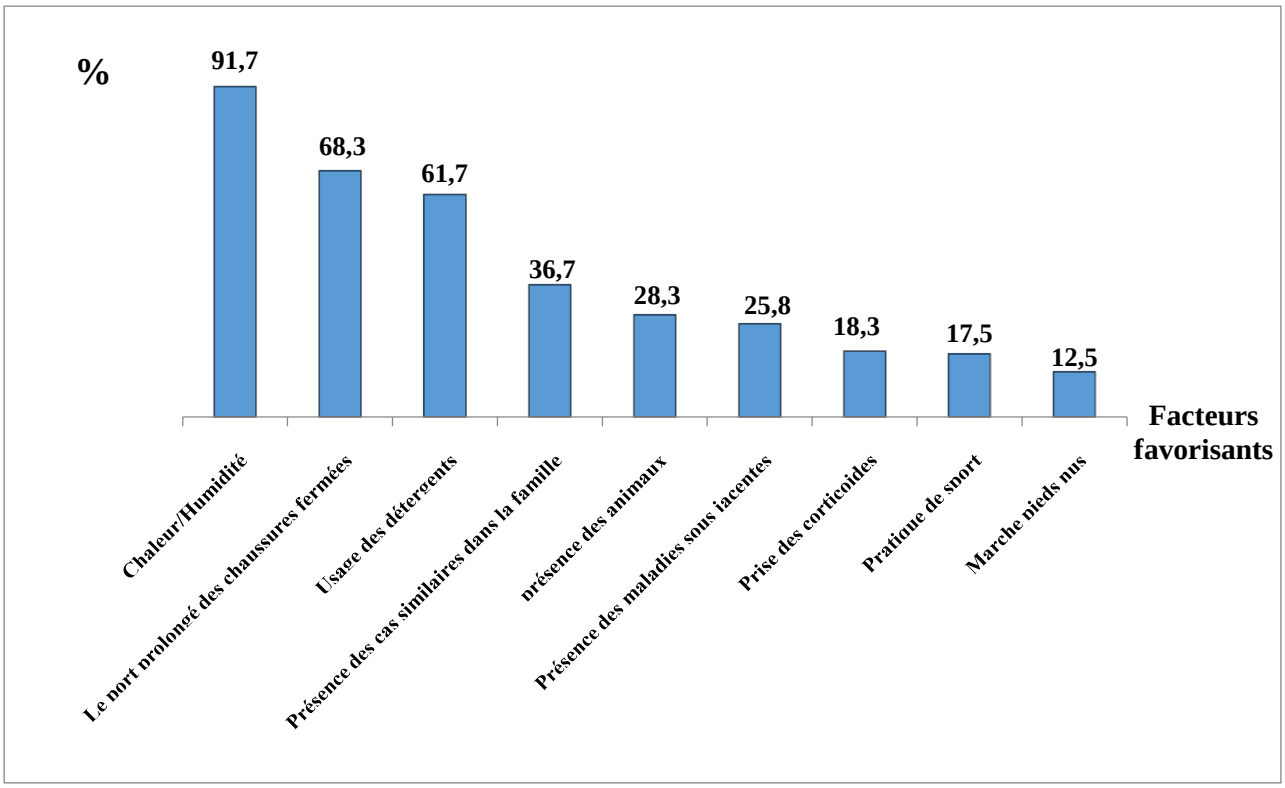


Figure 34 : Répartition de la population générale selon les facteurs favorisants, CHU TIZI OUZOU, Décembre 2018-Mai 2019**.**

1.1.6. Répartition de la population générale selon la localisation des atteintes unguéales

L'atteinte unguéale était de 62 % au niveau des pieds, 23 % au niveau des mains et mixte dans 15% des cas (mains et pieds), (Figure 35).

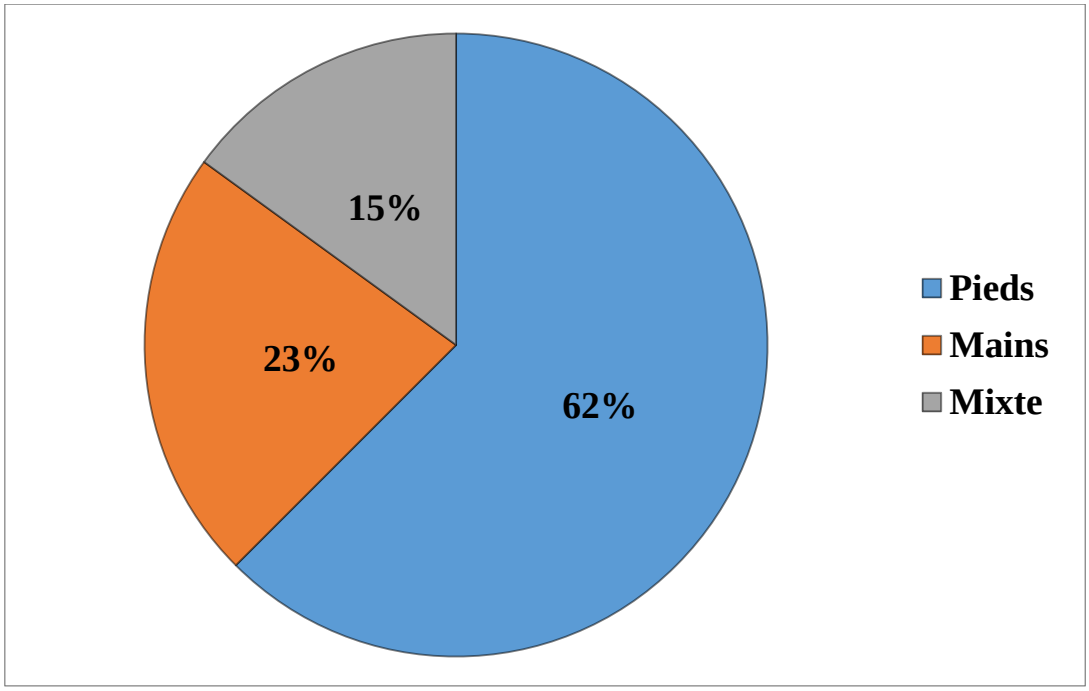


Figure 35 : Répartition de la population générale selon la localisation des lésions unguéales CHU TIZI OUZOU, Décembre 2018-Mai 2019.

1.1.7. Répartition des atteintes unguéales selon le nombre d'ongles atteints

Au niveau des pieds, l'atteinte unguéale a concerné plus de deux ongles dans 41,9 % des cas, deux ongles dans 35,5 % et un ongle dans 22,6 %.

Au niveau des mains, l'atteinte unguéale a concerné plus de deux ongles dans 52,3 % des cas, un ongle dans 29,5 % et deux ongles dans 18,2 % (Figure 36).

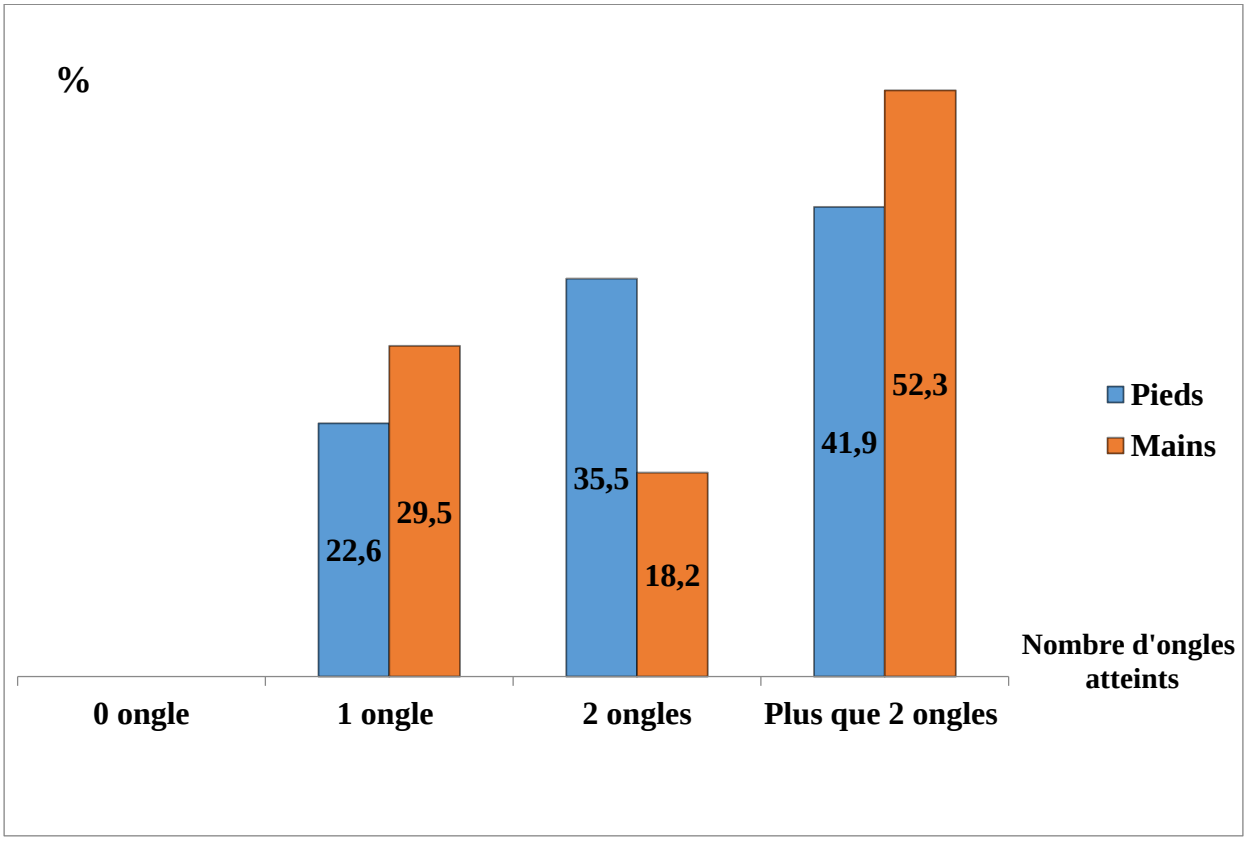


Figure 36 : Répartition de la population générale selon les nombre d'ongles atteints, CHU TIZI OUZOU, Décembre 2018-Mai 2019.

1.1.8. Répartition des atteintes unguéales selon leur aspect clinique

Parmi les 138 atteintes unguéales suspectées chez 120 Patients, 61 cas (44 %) atteintes étaient sous la forme clinique distolatérale, suivie de la forme proximale 52 cas (38 %), la onychodystrophie totale dans 16 atteintes (12 %) et la leuconychie avec 9 atteintes (6 %), (Figure 37).

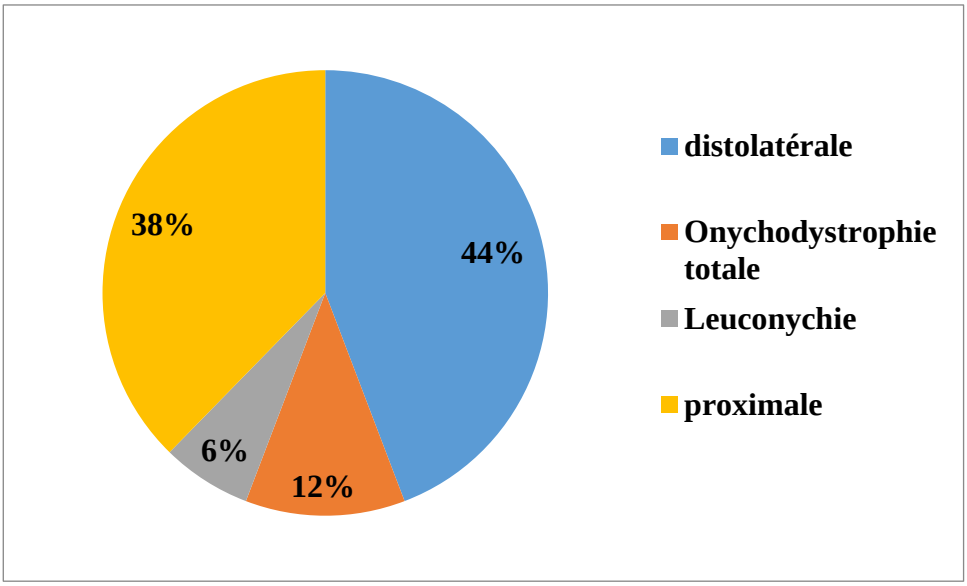


Figure 37 : Répartition des atteintes unguéales selon leur aspect clinique, CHU TIZI OUZOU, Décembre 2018-Mai 2019.

1.1.9. Répartition de la population générale selon la présence des lésions associées

Plus de la moitié de nos patients (62,5 %) n'avait pas de lésions associées ; pour les autres patients, on a retrouvé l'intertrigo inter orteils dans 10,8% des cas, les lésions plantaires dans 9,2 %, le péri onyxis dans 7,5 %, l'atteinte du cuir chevelu dans 2.5 % et la lésion palmaire dans 0.8 %.

Par ailleurs l'association de lésions palmaire et plantaire a été retrouvée dans 1,7 % des cas et l'association intertrigo inter orteils et lésion plantaire dans 0,8 %, (Figure 38).

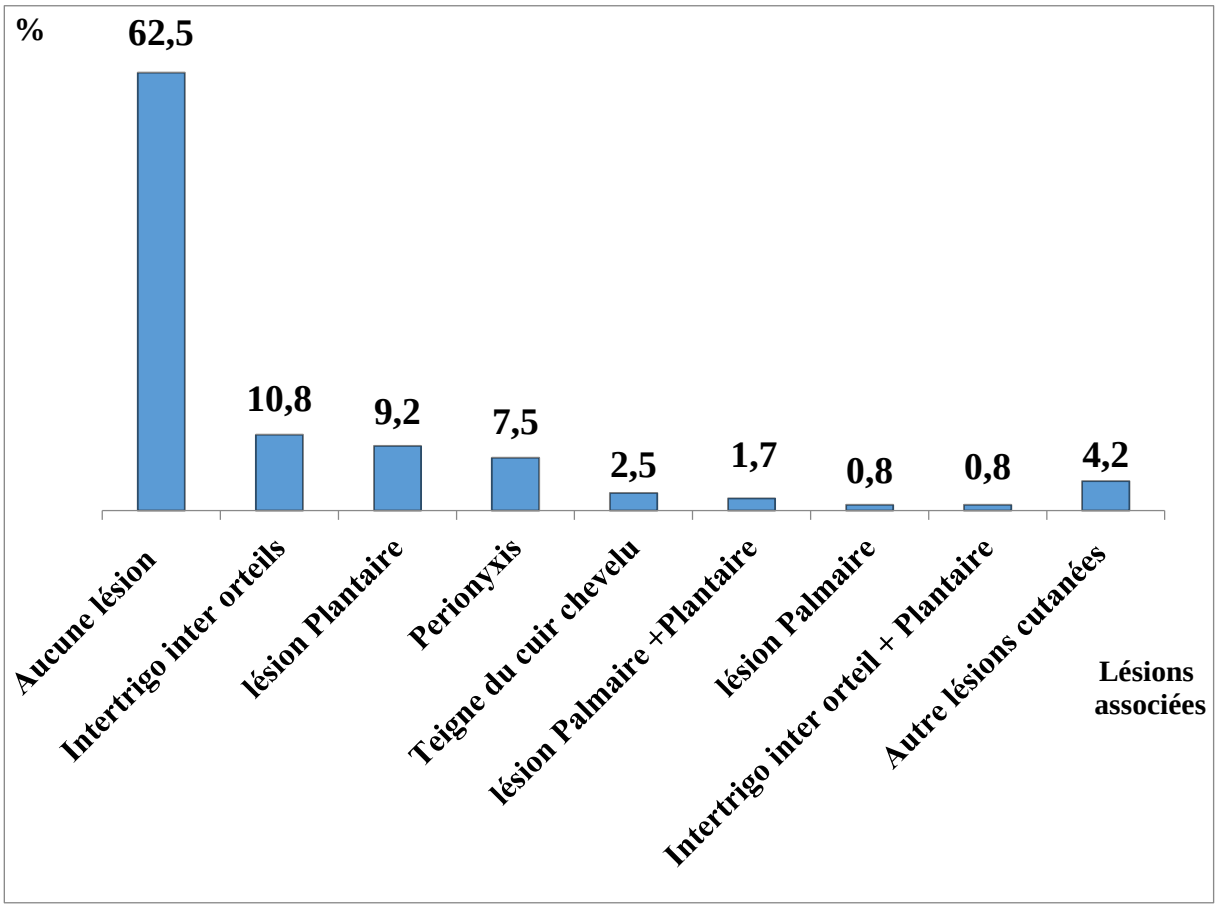


Figure 38 : Répartition de la population générale selon la présence de lésions associées, CHU TIZI OUZOU, Décembre 2018, Mai 2019.

1.2. Répartition des prélèvements selon l'étude mycologique globale

Dans notre étude, l'examen direct était positif dans 72,5 % des cas ; la culture était faite dans 97,8 % des cas, avec 50 % de prélèvements positifs, 15,9 % prélèvements étaient contaminés et 31,9 % de prélèvements étaient négatifs.

Sur l'ensemble des prélèvements effectués, 79 % sont considérés positifs (un taux de 72.5% de l'examen direct positif avec culture positive, négative, contaminée et non faite additionné au 6.5 % examen direct négatif avec culture positive).

Le pourcentage des examens direct positif ayant donné des cultures négatives est de 14,5 % inversement, le pourcentage des examens directs négatifs avec des cultures positives est de 6,5 % (Tableau 7).

Tableau 7 : Répartition des prélèvements selon l'étude mycologique globale, CHU TIZI OUZOU, Décembre 2018-Mai 2019.

		Culture				
		Positive	Négative	Contaminée	Non faite	Total
Examen direct	Positif	60 (43,5 %)	20 (14,5 %)	18 (13 %)	2 (1,5 %)	100 (72,5 %)
	Négatif	9 (6,5 %)	24 (17,4 %)	4 (2,9 %)	1 (0,7 %)	38 (27,5 %)
	Total	69 (50 %)	44 (31,9 %)	22 (15,9 %)	3 (2,2)	138 (100 %)
		135 (97,8 %)				

1.3. Répartition de la population générale selon la présence d'onychomycose

Parmi les 120 patients, 80 %des patients sont atteints d'onychomycose (Figure 39).

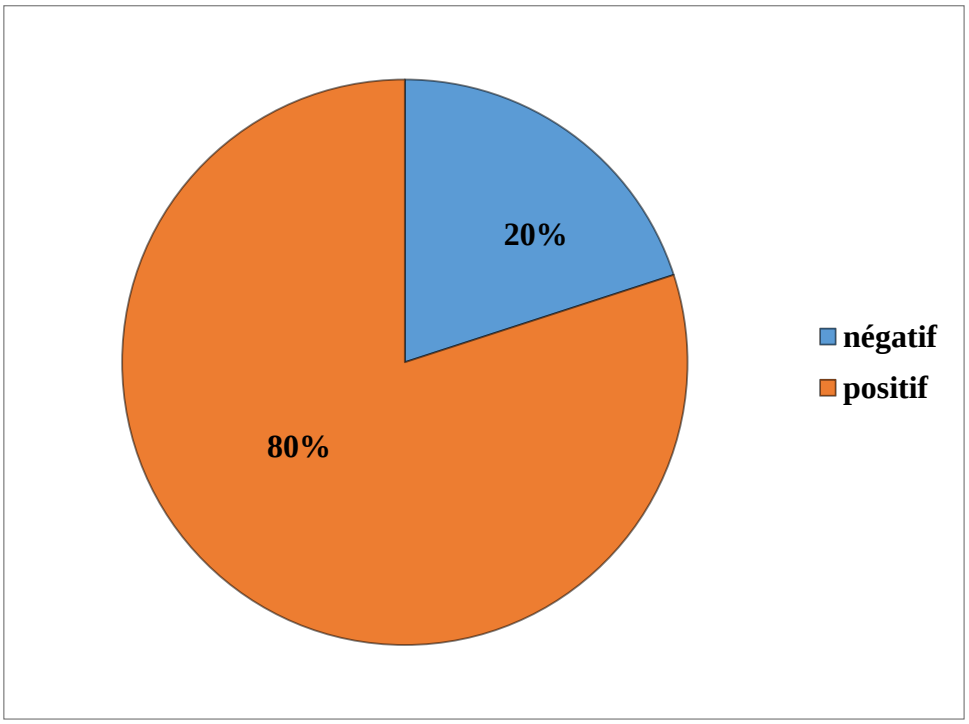


Figure 39: Répartition de la population générale selon la présence d'onychomycose, CHU TIZI- OUZOU, Décembre 2018-Mai 2019.

1.4. Etude de la population atteint d'onychomycose

1.4.1. Répartition des patients atteints d'onychomycose selon le sexe

Près de trois quarts des patients avec onychomycose (70 %) sont de sexe féminin avec un sex-ratio de 0,43 (Figure 40).

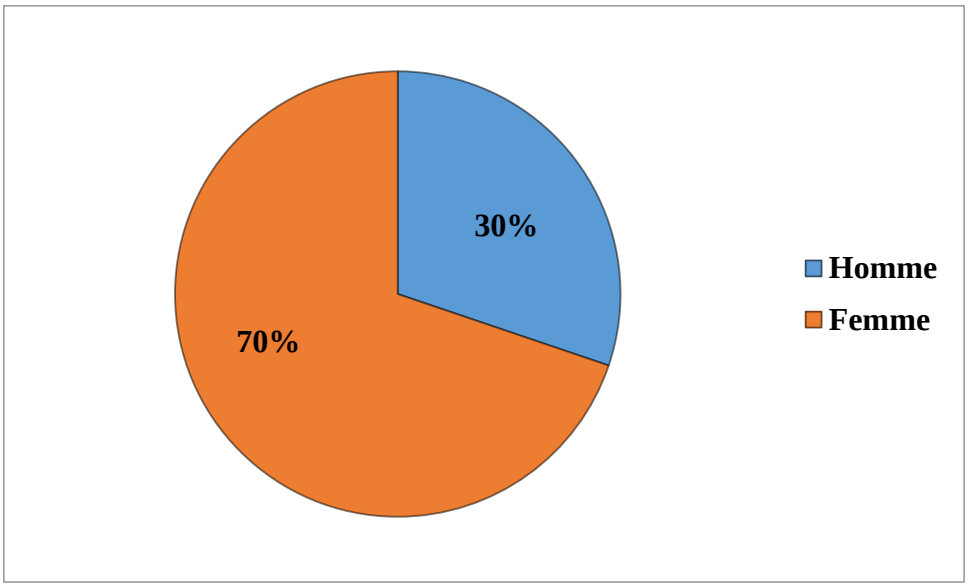


Figure 40 : Répartition des patients atteints d'onychomycose selon le sexe, CHU TIZI-OUZOU Décembre 2018-Mai 2019.

1.4.2. Répartition des patients atteints d'onychomycose selon l'âge

L'âge moyen était de 46.33ans ± 17,92 avec un minimum de 9ans et un maximum de 86 ans. La tranche d'âge la plus retrouvée était 21 – 30 ans (Figure 41).

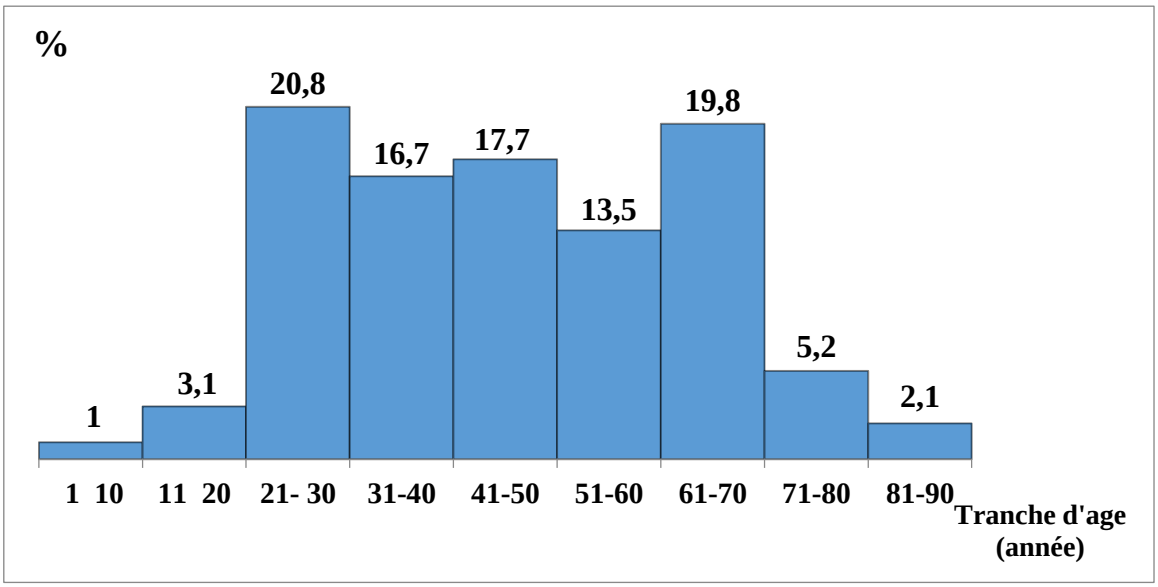


Figure 41 : Répartition des patients atteints d'onychomycose selon l'âge, CHU TIZI OUZOU, Décembre 2018- Mai 2019.

1.4.3. Répartition des patients atteints d'onychomycose selon l'ancienneté des lésions

Parmi les 96 patients avec onychomycose, les lésions unguéales étaient anciennes (≥6 mois) dans 86 % des cas (Figure 42).

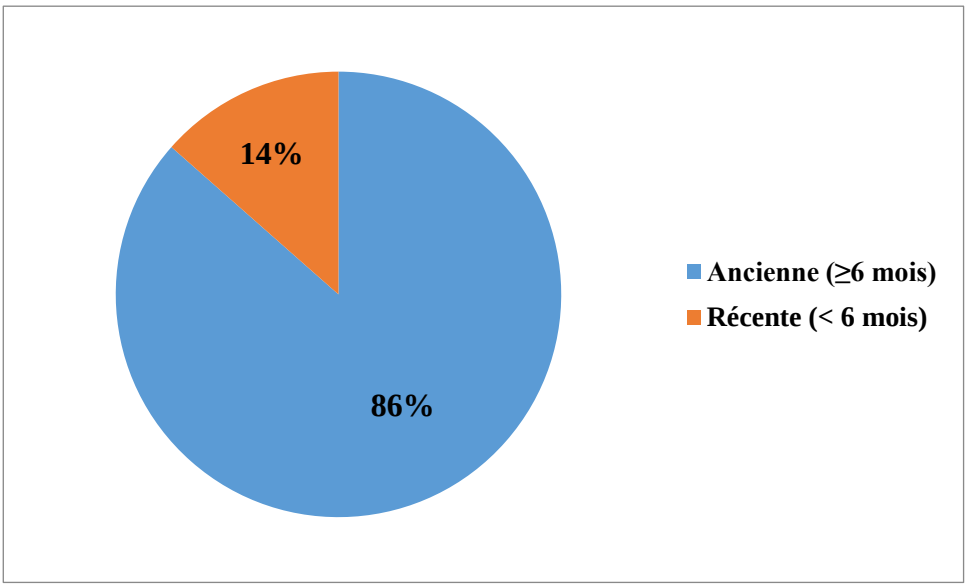


Figure 42 : Répartition des patients atteints d'onychomycose selon l'ancienneté des lésions, CHU TIZI OUZOU, Décembre 2018-Mai 2019.

1.4.4. Répartition des patients atteints d'onychomycose selon les facteurs favorisants

Parmi les patients diagnostiqués d'onychomycose, 99,2% avaient au moins un facteur favorisant, la chaleur /humidité et port prolongé des chaussures fermés étaient respectivement de 91,7%, 65,6% (Figure 43 et 44).

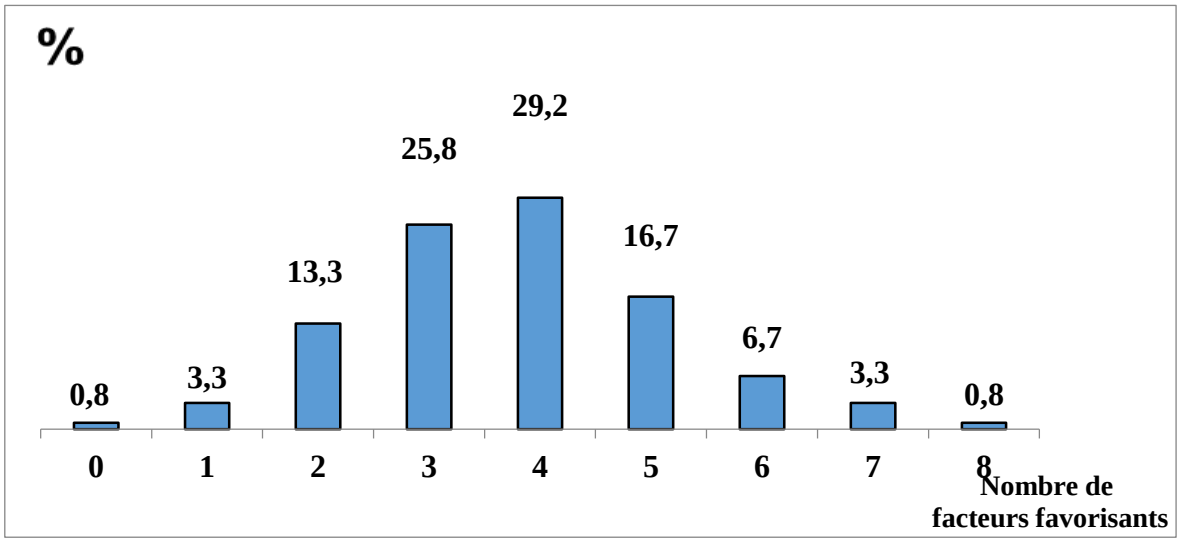


Figure 43: Répartition des patients atteints d'onychomycose selon le nombre de facteurs favorisants, CHU TIZI OUZOU, Décembre 2018-Mai 2019.

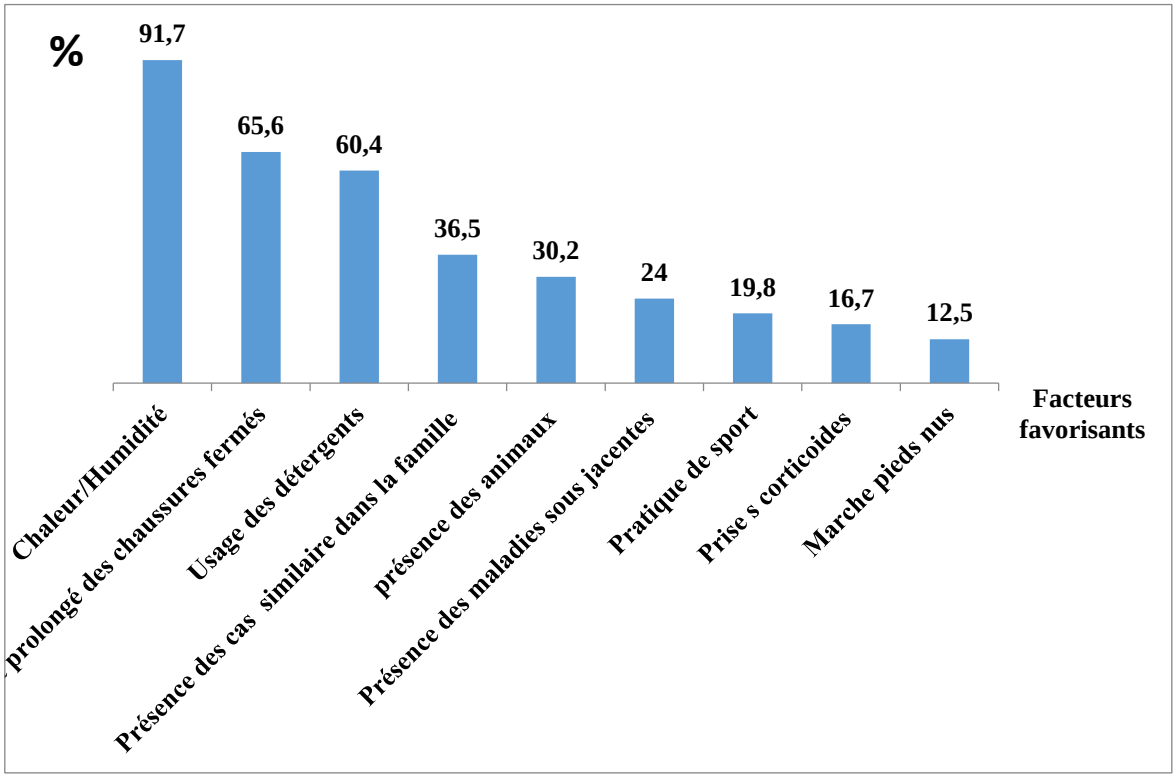


Figure 44: Répartition des patients atteints d'onychomycose selon les facteurs favorisant, CHU TIZI OUZOU, Décembre 2018-Mai 2019.

1.4.5. Répartition des patients atteints d'onychomycose selon la localisation des lésions unguéales

L'atteinte unguéale des onychomycoses était de 59,4% au niveau des pieds, 24 % au niveau des mains et mixte dans 16,6% des cas (mains et pieds), (Figure 45).

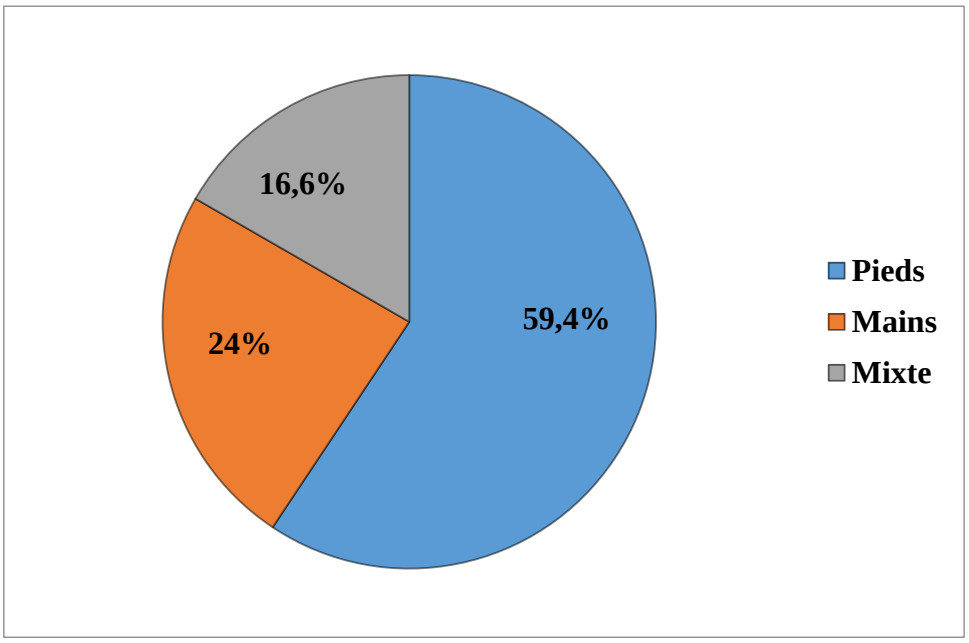


Figure 45: Répartition des patients atteints d'onychomycose selon la localisation des lésions unguéales, CHU TIZI-OUZOU, Décembre 2018- Mai 2019.

1.4.6. Répartition des atteintes unguéales d'onychomycose selon l'aspect clinique

Parmi les 109 atteintes unguéales d'onychomycose, 44 % étaient sous la forme distolatérale, 36% sous la forme proximale, 12 % sous la forme onychodystrophie totale et 8% sous la forme leuconychie (Figure 46).

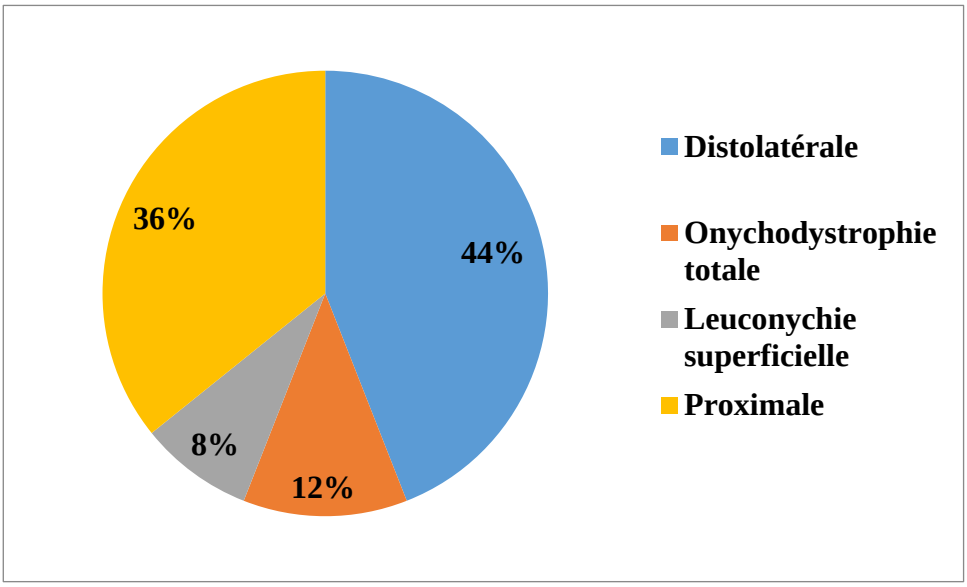


Figure 46: Répartition des atteintes unguéales d'onychomycose selon l'aspect clinique, CHU TIZI OUZU, Décembre 2018- Mai 2019.

1.4.7. Répartition des patients atteints d'onychomycose selon les lésions associées

Plus de la moitié de nos patients qui présente l'onychomycose (62,5 %) n'avait pas de lésions associées ; pour les autres patients, on a retrouvé l'intertrigo inter orteils dans 12,5 % des cas, les lésions plantaires dans 8,3 %, le péri onyxis dans 8,3 %, l'atteinte du cuir chevelu dans 2,1 % et la lésion palmaire dans 1% (Figure 47).

Par ailleurs l'association de lésions palmaire et plantaire a été retrouvée dans 1 % des cas.

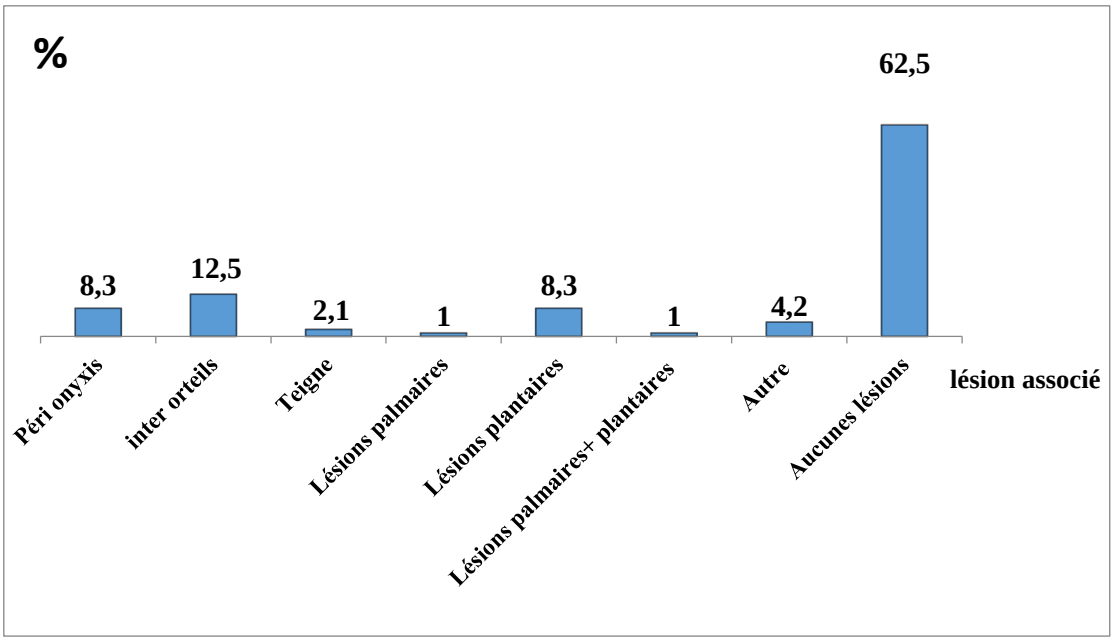


Figure 47: Répartition des patients atteints d'onychomycose selon les lésions associées, CHU TIZI OUZOU, Décembre 2018-Mai 2019.

1.4.8. Répartition des patients atteints d'onychomycose selon le groupe fongique

Dans notre série d'étude, les groupes fongiques incriminés sont : les levures dans 67 % des cas, les dermatophytes dans 30 % des cas et les moisissures dans 3 % des cas (Figure 48).

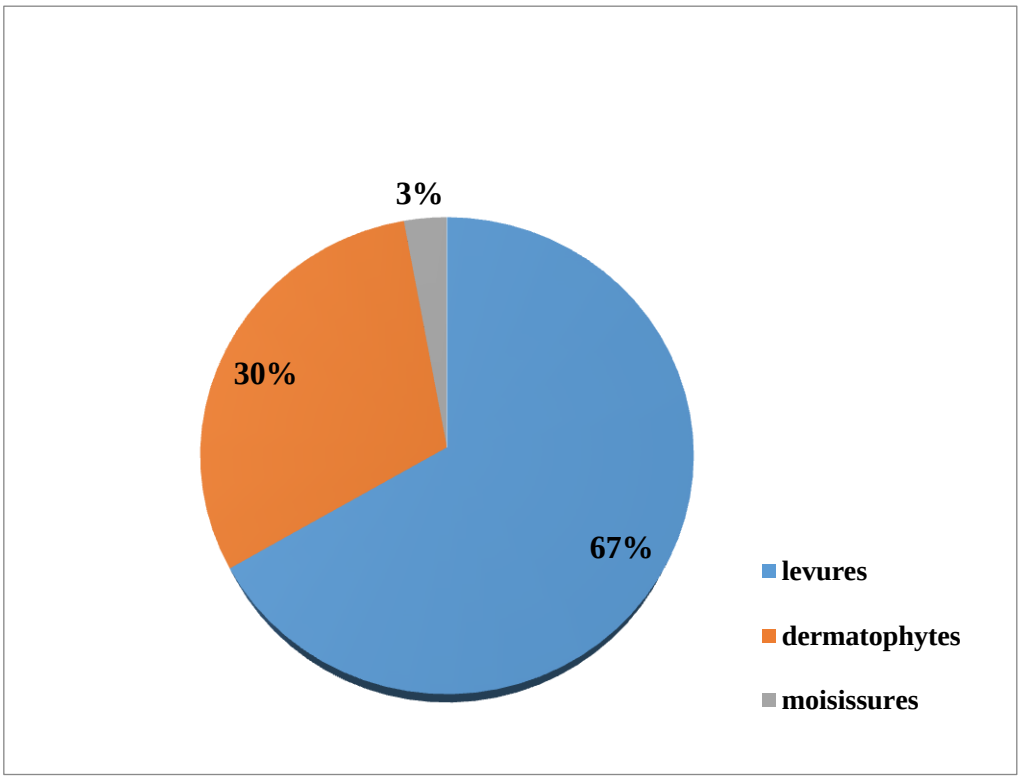


Figure 48 : Répartition des patients atteints d'onychomycose selon le groupe fongique, CHU TIZI OUZOU, Décembre 2018-Mai 2019.

1.4.9. Répartition des groupes fongiques selon leurs localisations

Les levures sont retrouvées dans 93,1% au niveau des mains et dans 44,5 % des cas au niveau des pieds.

Les dermatophytes sont retrouvées dans 50.5 % au niveau des pieds et 6,9% au niveau des mains.

Les moisissures sont retrouvées dans 5% des cas au niveau des pieds.

Il existe une différence significative entre les groupes fongiques et la localisation des lésions (DS ; P=0,001), (Figure 49).

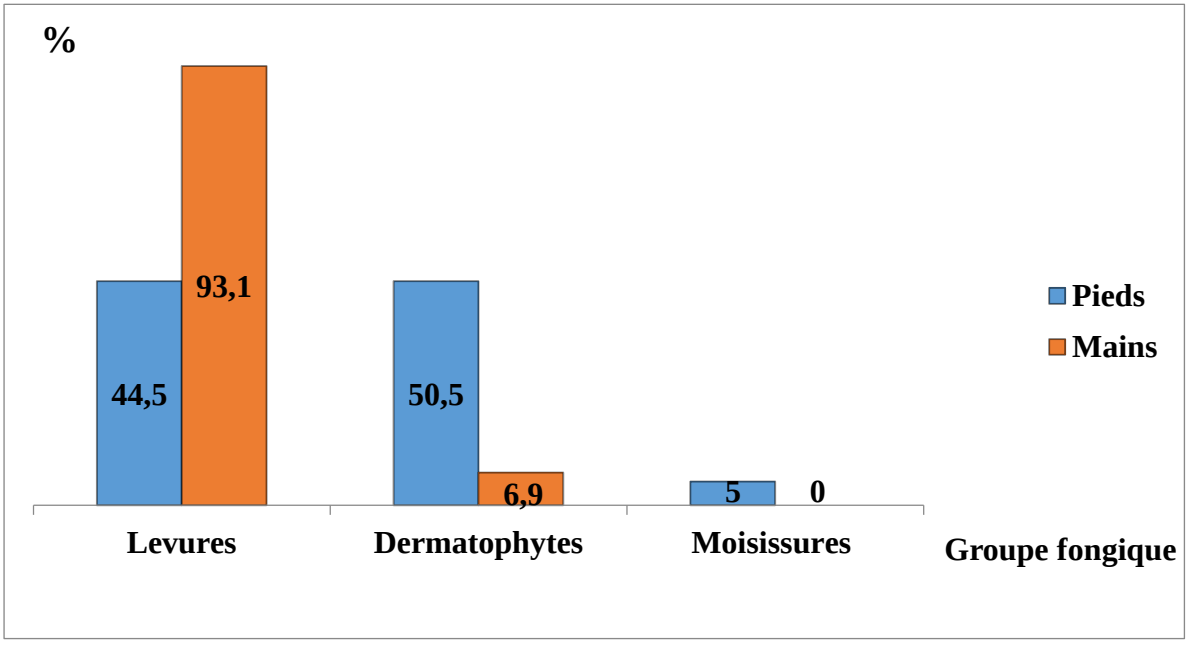


Figure 49: Répartition des groupes fongique selon leur localisation,
CHU TIZI OUZOU, Décembre 2018-Mai 2019.

.

1.4.10. Répartition des patients atteints d'onychomycose selon les espèces incriminées

Parmi les espèces isolées, 38 % sont du genre candida (*Candida* sp*)* suivie par *Trichophyton rubrum* avec 29 %, *candida* dans sa variété *albicans* avec 19 %, *Trichosporon* sp avec 10 %, *Aspergillus niger* avec 3 % et *Trichophyton mentagrophytes* avec 1 %, (Figure 50).

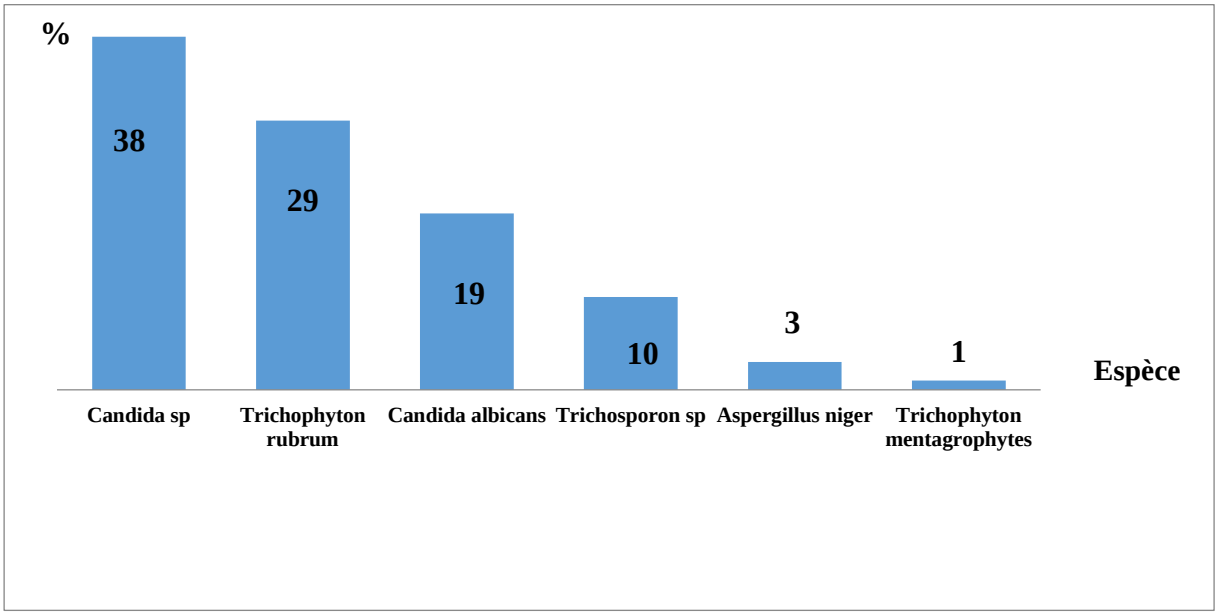


Figure 50 : Répartition des patients atteints d'onychomycose selon les espèces incriminées, CHU TIZI OUZOU, Décembre 2018-Mai 2019.

DISCUSSION

IV. Discussion des résultats

Notre étude menée au niveau du Laboratoire de Parasitologie Mycologie CHU de Tizi-Ouzou s'étalant sur 06 mois allant de Décembre 2018 à Mai 2019 et couvrant 120 patients, a pour objectif essentiel d'étudier le profil épidémiologique des onychomycoses dans la région de Tizi-Ouzou.

Pendant la mise en œuvre de notre travail, nous avons rencontré quelques problèmes qui auraient pu avoir un impact sur la fiabilité des résultats.

La contamination des cultures peut s'expliquer par les moisissures et les fines particules de poussière en suspension, l'absence des hottes au laboratoire.

On a été confronté à des difficultés d'affirmer si une moisissure est réellement l'agent infectieux d'une onychomycose ou s'il s'agit d'une contamination, seul l'isolement répétitif d'une moisissure à partir d'un deuxième ou plusieurs prélèvements permet avec certitude de conclure son implication dans l'onychomycose.

Lors de l'identification des levures du genre *candida,* la méthode utilisée dans notre étude est le test de filamentation (blastèse) qui comporte certaines limites car elle ne permet pas de différencier véritablement *Candida albicans* des autres variétés de candida sp contrairement à la galerie biochimique qui n'est pas disponible au niveau de CHU Tizi-Ouzou.

D'un point de vue statistique, la fiche de renseignement servant pour la collecte des données comportait des insuffisances, d'une part, cette fiche n'était pas toujours bien remplie par le personnel présent à l'unité de mycologie, et d'autre part, les patients peuvent omettre volontairement ou involontairement certaines informations (concernant les facteurs favorisants, présence de maladies sous-jacentes…) ce qui pourrait contribuer au manque de données.

1. Discussion des résultats globaux

L'onychomycose est une infection fongique de l'ongle dont la fréquence dans la population générale varie, selon, qu'elle est suspectée cliniquement ou confirmée mycologiquement. En réalité, il est difficile de se faire une idée exacte sur la fréquence des onychomycoses, compte tenu de l'hétérogénéité des populations étudiées.

1.1. Répartition des prélèvements selon la positivité de l'examen mycologique

Dans notre série d'étude, le taux de positivité de l'examen mycologique était de 79% confirmant ainsi l'origine mycosique des cas. Neufs cultures soit (6,5%) ont corrigé des examens directs négatifs, d'où l'intérêt de mettre systématiquement les prélèvements en culture.

1.2. Répartition de la population générale selon la présence des onychomycoses

La positivité des cas est confirmée par l'examen direct positif et/ou la culture positive. Dans notre étude, cette positivité était de 80%. Ce taux est conforme à celui de la littérature notamment celui retrouvé à l'étude par AGUENACHE C, BERKANI S (2017) à Tizi Ouzou [63] et qui ont trouvé un taux de positivité des cas de 89%.

1.3. Répartition des patients atteints d'onychomycose selon le sexe

Une prédominance féminine (70%) a été retrouvée dans notre étude avec un sex-ratio de 0,43. Ces résultats sont comparables à ceux obtenus par BOUAMAMA M et all à Alger (2010) [64] qui ont retrouvé un taux de 72 % et par Halim I et al (2014) au Maroc (77,5%) [65], Ces résultats peuvent être expliqués par la gêne fonctionnelle et esthétique exprimées d'avantage par les femmes et par leur style de vie [66]. Toutefois, quelques études ont fait état d'une prédominance masculine comme celle faite par Jaiswal A et al (2015) en Inde (72,06 %) [67].

1.4. Répartition des patients atteints d'onychomycose selon l'âge

La fréquence des onychomycoses varie selon les différentes tranches d'âge. Selon les études publiées, la fréquence des onychomycoses chez les enfants est rare. Dans notre série d'étude 1 % était âgé de moins de 10 ans. Ce taux est concordant avec celui retrouvé dans l'étude faite par FELLAH H(2015) à Tlemcen avec un taux de 6% [68] et celle faite par Yahaoui M (2017) au Maroc avec un taux de (4%) [69], cette rareté chez l'enfant peut être

attribuée à la différence dans la structure de la tablette unguéale et la rapidité de la repousse unguéale [70, 71].

Chez les sujets adultes, les onychomycoses sont plus fréquentes. Dans notre série d'étude, la majorité des patients (88,5%) avait entre 21 et 70 ans, et la tranche d'âge la plus touchée était de 21 à 30 ans avec une fréquence de 20,8 %. Une étude marocaine faite par Halim I et al (2014), retrouve une fréquence élevée des onychomycoses chez l'adulte jeune (16 - 60 ans) : 81 % versus 4 % chez l'enfant et 15 % chez le sujet âgé [65]. Au-delà de 71 ans, la fréquence des onychomycoses baisse dans notre population d'étude (7, 3%), ceci peut être expliqué par la négligence de cette mycose par cette population, vu que la plupart du temps elle est indolore et que ces patients sont beaucoup plus préoccupés par d'autres problèmes de santé tels que le diabète ou l'hypertension artérielle que par leur onychomycose. Ce taux bas de l'onychomycose chez les sujets âgés au-delà de 71 ans ne concorde pas avec la réalité parce que l'onychomycose est fréquente chez ces sujets [88].

1.5. Répartition des patients atteints d'onychomycose selon les facteurs favorisant

Dans cette étude, nous avons constaté que parmi les patients diagnostiqués d'onychomycose, 99,2 % avaient au moins un facteur favorisant, ce qui concorde avec l'étude faite par Imarazene L, Ouhib L (2015) à Tizi-Ouzou [72], avec un taux de 70,8% ; la chaleur /humidité, le port prolongé de chaussures fermées et l'usage de détergents avec des taux respectivement de 91,7%, 65,6% et 36,5% étaient parmi les facteurs les plus associés à l'onychomycose.

1.6. Répartition des patients atteints d'onychomycose selon l'ancienneté des lésions unguéales

L'ancienneté de l'onychomycose et son caractère récidivant ne sont pas toujours précisés dans les enquêtes épidémiologiques. En effet, et lors de leur première consultation, 87% des patients avaient déjà une onychomycose. Le retard à la consultation et/ou une méconnaissance des modalités de diagnostic et de prise en charge des onychomycoses peuvent expliquer cette fréquence relativement élevée [73]. En outre, 13% des patients présentaient des atteintes récentes et consulte pour la première fois. En France une étude faite par Guibal F et al (2009), ce caractère concernait 31 % des patients [74]. Cela traduit probablement au taux de récurrence élevé des onychomycoses même lorsque le traitement a été efficace [75].

1.7. Répartition des patients atteints d'onychomycose selon la localisation des atteintes unguéales

Dans ce travail, les onychomycoses ont prédominé au niveau des ongles des orteils (59,4%). Ceci est également retrouvé dans l'étude faite par Imarazene L, Ouhib L (2015) à Tizi ouzou (63%) [72] au Maroc par Halim I et al (2014), (74 %) [65] Cette localisation peut être expliquée par la vitesse de croissance de l'ongle plus ralentie aux orteils diminuant l'élimination du champignon et par la fréquence de la contamination à partir des sols souillés (douches collectives) par les dermatophytes anthropophiles et l'humidité favorisée par le port de chaussures fermées [76, 77, 78]. Toutefois, d'autres études réalisées au Sénégal par Seck Mc et al (2014) [79] en Arabie Saoudite par Shahzad M et al (2014) [80], rapportent une fréquence plus élevée aux ongles des doigts soit 62,7 %, 54,2 % respectivement, Ce qui ne concorde pas avec notre étude.

1.8. Répartition des patients atteints d'onychomycose selon la présence des lésions associées

L'intertrigo inter orteil (12,5 %), Péri onyxis (8,3%) et la lésion plantaire (8,3%) étaient les lésions cutanées les plus fréquentes associées à une onychomycose ce qui concorde avec l'étude faite par Benjelloun S (2014) au Maroc [81] qui ont retrouvé pour l'intertrigo (36%), Périonyxis (5%), Plantaire (4,5%).

1.9. Répartition des patients atteints d'onychomycose selon la forme clinique des atteintes unguéales

La distolatérale était la forme clinique la plus rencontrée dans notre étude 44 % ainsi que dans de nombreuses séries de la littérature comme celle trouvée au Maroc faite par ZAHROU F (2011), avec un taux de 58% [82].

1.10. Répartition des patients atteints d'onychomycose selon les groupes fongiques et les espèces incriminées

Les levures représentent, dans notre travail, l'étiologie la plus fréquente des onychomycoses avec un taux de (67 %), notamment une prédominance aux ongles des doigts (93,1%), ces résultats sont comparables à ceux trouvés dans l'étude faite par KAFI R et al (2017) à Tizi-Ouzou [83] qui ont trouvé un taux de 50,79% des levures notamment une prédominance aux ongles des doigts (66 ,36%). Ce phénomène peut s'expliquer par l'humidité fréquente des mains, et tâches ménagères et par le contact avec les détergents [84].

Candida non albicans était l'ensemble d'espèces majoritaires (38%), suivi de *C.albicans* avec 19% ; ce taux élevé de *C. non albicans* peut être expliqué par l'absence de galerie d'identification des levures, la galerie biochimique, et le manque de sensibilité du test de blastèse.

Parmi les six espèces isolées, deux espèces dermatophytiques : *T. rubrum* a été isolé dans (29%) des cas suivie de *T. mentagrophytes* avec (1 %) ; Une tendance non similaire a été observée dans l'étude de Fellah H (2016) à Tlemcen [68] pour *T. rubrum* avec un taux de (95,45%) ; et une tendance similaire pour *T. mentagrophytes* avec un taux de (0%).

Dans notre étude, les moisissures ont été isolées dans deux cas avec un taux de (3%) par rapport la totalité des espèces fongiques isolés, retrouvés au niveau des ongles des orteils (5%) par rapport à la répartition des espèces fongiques selon la localisation d'onychomycose, ce qui concorde avec l'étude faite à Sétif par TOUABTI I (2011) avec un taux de 2.16% [85]. Ceci peut être expliqué par la contamination des moisissures commune aussi bien aux ongles qu'au laboratoire de parasitologie et mycologie médicale, leur diagnostic est difficile. Ainsi, Pour incriminer une moisissure, les critères de diagnostic imposent un examen direct montrant des gros filaments mycéliens, une absence de colonie de dermatophytes et un isolement en culture pure de plusieurs colonies de moisissure, retrouvées dans au moins deux prélèvements successifs [86].

CONCLUSION ET RECOMMENDATIONS

Conclusion et recommandations

Notre étude a permis de souligner l'intérêt qui devrait être porté aux onychomycoses en termes de leur fréquence et de mieux connaitre les caractéristiques épidémiologiques, cliniques et mycologiques des onychomycoses. De ce qui ressort de l'analyse de nos résultats, on constate que ;

- Les patients consultent tardivement pour leur onychomycose.
-Les onychomycoses touchent les femmes plus que les hommes et que cette mycose est surtout retrouvée chez les adultes.
- L'onychomycose est fréquente au niveau des orteils.
-Onychomycose distolatérale est l'aspect clinique le plus fréquent.
-L'examen mycologique est la clé du diagnostic.
-Les levures du genre *Candida* sont les germes responsables dans la majorité des cas suivies des dermatophytes du genre *Trichophyton.*

On peut ainsi dire que nos résultats sont dans leurs ensembles identiques à ceux de la littérature.

Cependant, l'isolement des différentes espèces de champignons se heurte à certaines difficultés rencontrées au cours de notre étude, nous sommes sortis avec quelques recommandations qui permettront une meilleure prise en charge :

- Equiper le laboratoire d'une hotte, cela réduirait d'une manière considérable le nombre de cultures contaminées ;
- Approvisionner le laboratoire de galeries biochimiques, qui sont pratiquement indispensable quant à l'identification des autres du genre *Candida* tel le *Candida dubliniensis.*
- Sensibiliser le personnel du laboratoire sur l'importance du remplissage des fiches de renseignement qui sont d'une grande utilité quant à l'orientation du diagnostic ;
- De plus, des règles d'hygiène et des conseils complémentaires seront dispensés aux patients, dans le but de minimiser le temps de traitement, les risques d'une nouvelle contamination et celle de l'entourage.

Dans notre étude, il serait intéressant d'étaler la période de l'étude pour augmenter le nombre de patients, pour collecter et répertorier d'autres facteurs favorisants et isoler d'autres espèces fongiques incriminées dans les onychomycoses.

Enfin, il serait judicieux d'envisager à l'avenir une étude prospective au niveau de tout le territoire Algérien pour mieux connaitre les différents paramètres épidémiologiques de cette maladie dans notre pays.

LISTE DES BIBLIOGRAPHIES

LISTE DES BIBLIOGRAPHIES

[1] Zagnoli A, Chevalier B, Sassolas B. Dermatophyties et dermatophyte.*EMC*. Pédiatrie2.2005: 96-115.

[2] Kashyap B, Bhalla P et Kaur R. Onychomycosis - epidemiology, diagnosis and management. Indian Journal of Medical Microbiology .2008; 26, no. 2 (2008): 108.

[3] Baran R, *Onychomycoses*, Elsevier Masson. 2004 : 37-38.

[4] Richard K. Scher et C. Ralph Daniel, Onychologie : Diagnostic, traitement, chirurgie, Elsevier Masson.2007: 21, 26.

[5] Delmas V et Brémond-Gignac D. Anatomie générale. Elsevier Masson.2008 :167-168.

[6] Scher R K et Ralph Daniel C, Onychologie : Diagnostic, traitement, chirurgie. Elsevier Masson.2007 : 21, 26.

[7] Baran R, L'ongle pathologique à l'exception des onychomycoses, Revue Francophone Des Laboratoires 2011 ; 432 : 27-34.

[8] Peyrefitte G P, Martini M-C et Jérôme C. Les annexes cutanées : l'appareil unguéal. Bac professionnel et Brevet professionnel Esthétique, Cosmétique, Parfumerie – Manuel , Elsevier Masson : 2017. Disponible en ligne : http://go.microsoft.com/fwlink/p/?LinkId=255141.

[9] Adou-Bryn K, Yeo N, Kassi E A, Ouhon J, Assoumou A, Penali KL, Koné M. Intertrigo interdigito-plantaire. Etiologie mycosique chez les militaires marins à Abidjan (Côte d'Ivoire). A propos de 200 cas. J Mycol Med. 1997:142- 144.

[10] Grillot R. Les Mycoses Humaines: démarche diagnostic. Collection Option Bio. Editions Scientifiques et Médicales. 1996, Paris, Elsevier Masson: 392.

[11] Baran R, Pierard E. Onychomycoses. Les abrégés. 2004; Paris, Masson: 278.

[12] Ioannidou DJ, Maraki S, Krasagakis SK, Tosca A, Tselentis Y. The epidemiology of onychomycoses in Crete, Greece, between 1992 and 2001. J Eur Acad Dermatol Venereol .2006; 20: 170-4.

[13] A. Zagnoli, B. Chevalier et B. Sassolas, Dermatophyties et dermatophytes, EMC - Pédiatrie .février 2005 ; 2 (1): 103 -104.

[14] Chabasse D, Bouchara J-P, De Gentile L, Brun S, Cimon B, Penn P. Les dermatophytes, Cahier de formation en biologie médicale N°31. 2004.

[15] Chabasse D, Pihet M. Les dermatophytes : les difficultés du diagnostic mycologique. Revue francophone des laboratoires. 2008;406:29-38.

[16] Welsh O,Vera ,Cabrera L et Welsh E. Onychomycosis, Clinics in Dermatology.2010 Mar; 28(2): 151, 155-159.

[17] B. M. Piraccini, R. Morelli, C. Stinchi et A. Tosti.Proximal subungual onychomycosis due to Microsporum canis, The British Journal Of Dermatology .1996 Jan ;134(1) :175–177.

[18] Bouchara J-P, Pihet M, De Gentile L, Cimon B, Chabasse D. Les levures et levuroses, Cahier de formation en biologie médicale.2010 (14 ,40,41).

[19] Jayatilake J, Tilakaratne WM, Panagoda GJ. Candidal onychomycosis: a mini-review. Mycopathologia. 2009; 168(4):166-7.

LISTE DES BIBLIOGRAPHIES

[20] Svejgaard EL, Nilsson J. Onychomycosis in Denmark: prevalence of fungal nail infection in general practice. Mycoses, 2004; 47(3-4):131–5.

[21] Khosravi A, Shokri H, Mansouri P, Katiraee F, et al. Candida species isolated from nails and their in vitro susceptibility to antifungal drugs in the department of Dermatology (University of Tehran, Iran). J Mycol Med. 2008;18:210-5.

[22] Mugge C, Haustein UF, Nenoff P. Causative agents of onychomycosis-aretrospective study. J Dtsch Dermatol Ges. 2006;4:218-28.

[23] De Gentile L, Bouchara J, Le Clech C, Cimon B, et al. Prevalence of Candida ciferrii in elderly patients with trophic disorders of the legs. Mycopathologia. 1995 ;131(2): 99-102.

[24] Chabasse D, Pihet M, Boucharaa J-P. Émergence de nouveaux champignons pathogènes en médecine : revue générale. Revue francophone des laboratoires. 2009;416:71- 86.

[25] Zhao Y, Li L, Wang J, Kang KF, et al. Cutaneous malasseziasis: four case reports of atypical dermatitis and onychomycosis caused by Malassezia. International Journal Of Dermatology. 2010; 49(2):141–5.

[26] J-M. Bonnetblanc, Item 87-Infections cutanéo-muqueuses bactériennes et mycosiques : *Candida albicans*, Annales de Dermatologie et de Vénéréologie 135 .Nov 2008: F45. Disponible en ligne : http://www.em-consulte.com/article/187833 (Consulté le 3 juillet 2019).

[27] Les moisissures d'intérêt médical, Cahier de formation en biologie médicale N°25.Mars 2002 : 18, 49, 51, 48-99, 86-87, 100-101, 122-123. Disponible en ligne: http://www.bioforma.net/cahiers/cahier25.pdf (Consulté le 3 juillet 2019).

[28] Chabasse D, Pihet M. Les onychomycoses à moisissures. J Mycol Med. 2014;24:261-8.

[29] Chabasse D. Place du laboratoire dans le diagnostic mycologique d'une Onychomycose. Revue Francophone des Laboratoires.41(432) : 44-49.

[30] Baran R, Pierard E .Onychomycoses. Les abrégés. Paris, Masson 2004.

[31] Onychomycoses. Le moniteur des pharmacies. 21/05/2011, Cahier de formation II, 2883: 15.

[32] Onychomycoses Modalités de diagnostic et prise en charge. Ann Dermatol Venereol. 2007 134, (2007): 5S7-14. Disponible en ligne : http://www.sfdermato.org/doc/onychomycoses.pdf (Consulté le 3 juillet 2019).

[33] Scrivener J-N Y. Onychomycoses : épidémiologie et clinique. Revue Francophone Des Laboratoires. 2011;432:36-7.

[34] Baran, Robert Onychomycosis The current approach to diagnosis and therapy.

[35] Pathologies des ongles des doigts - Scientific Figure on ResearchGate. Disponible en ligne: https://www.researchgate.net/figure/Onychomycose-superficielle_fig8_324184704. (Consulté le 3 Juillet, 2019).

[36] Goettmann S et Lioté F. L'ongle et l'os psoriasiques, Revue du Rhumatisme Monographies 78(3): 133-139.

[37] Pierre Lanouette, *Le Médecin du Québec*, avril 2005 :40 (4) : 67-70.

[38] Robert Baran. L'ongle pathologique à l'exception des onychomycoses, Revue Francophone Des Laboratoires 2011 (432): 27-34.

LISTE DES BIBLIOGRAPHIES

[39] Levy A et Le Cleach A. Lichen plan et dermatoses lichénoïdes, EMC - Dermatologie-Cosmétologie. Août 2005; 2(3): 132, 139.

[40] Holzberg M, Baran R. Baran & Dawber's Diseases of the Nails and their Management 4 th ed. Chichester: Wiley-Blackwell.2012.

[41] Nath AK, Udayashankar C. Congenital onychogryphosis: Leaning tower nail. Dermatology Online Journal. 2011;17(11):9.

[42] Foulet F. Les onychomycoses à moisissures. Journal international de médecine.2006:1-8.

[43] Goettmann S et Baran R. Maladies de l'appareil unguéal. 9 Déc 2008. Disponible en ligne: http://www.em-consulte.com/article/195581 (Consulté le 3 juillet 2019).

[44] Goettmann S. Les messages clés en pathologie unguéale. Presse Med. 2014;43:1267-78.

[45] Lencastre A, Lamas A, Sa Det Tosti A. Onychoscopie. Clinics in dermatology.2013 ; 31 (5) :587-593. Disponible en ligne : https://doi.org/10.1016/j.clindermatol.2013.06.016 .

[46] Chabasse D, Pihet M. Méthodes de diagnostic d'une onychomycose. Journal De Mycologie Médicale ,2014. Disponible en ligne : http://dx.doi.org/10.1016/j.mycmed.2014.10.006 (Consulté le 3 juillet 2019).

[47] RICHARD K. SCHER, RALPH DANIEL III C. Onychologie : diagnostic, traitement, chirurgie. Elsevier Masson. Paris ; 2007 : 135-141.

[48] Nelly Contet-Audonneau. Les Onyxis À Moisissures, Revue Francophone des Laboratoires. Mai 2005 ; 373: 35-43.

[49] Dominique Ch et Contet-Audonneau N.Examen direct et place de l'histologie en mycologie, Revue Française des Laboratoires. Nov 2003;(357):52.

[50] Chabasse D, Guiguen C l, Contet-Audonneau N**.** Mycologie médicale.Masson, Paris, 1999.

[51] Chabasse D, Contet-Audonneau N**.** Moisissures dermatophytes, levures .Du prélèvement au diagnostic. Paris: BioMérieux SA Educations.2008 :189.

[52] Chabasse D. Place du laboratoire dans le diagnostic mycologique d'une onychomycose. Revue francophone des laboratoires.Mai 2011; 41(432):43 - 50.

[53] Aneka S. Rôle du pharmacien d'officine dans la prise en charge des onychomycoses. Adaptation des stratégies selon l'origine géographique [Thèse de Pharmacie]. Lorraine (France) : Universite de Lorraine; 2012.

[54] Feuilhade de Chauvin M. New diagnostic techniques. J Eur Acad Dermatol Venereol 2005:19(1): 20-4.

[55] Hollemeyer K, Jager S, Altmeyer W, Heinzle E. Proteolytic peptide patterns as indicators for fungal infections and non-fungal affections of human nails measured by matrix-assisted laser desorption/ionization time-of-flight mass spectrometry. Anal Biochem 2005;338:326-31.

[56] Baran R., Hay R., Haneke E., Tosti A.: Les mycoses unguéales: Etape diagnostique et thérapeutique. 2006 Informa UK Ltd.

LISTE DES BIBLIOGRAPHIES

[57] Base des données publiques des médicaments, disponible en ligne : http://www.base-données-publiques.medicaments.gouv.fr (mise à jour le 03/06/2019 ; consulté le 10/06/2019).

[58] Gupta AK., Simpson FC:New therapeutic options for onychomycosis. Expert Opin Pharmacother 2012; 13(8):1131-42.

[59] S. Goettmann. Pathologie unguéale. EMC – Dermatol. 2003, 2(3):1-40.

[60] Lisa G. Hochman, Laser treatment of onychomycosis using a novel 0.65-millisecond pulsed Nd *: YAG 1064-nm laser*, Journal of Cosmetic and Laser Therapy: Official Publication of the European Society for Laser Dermatology 13, Février 2011(1) : 2–5.

[61] Derbé S. Emploi de la phytothérapie et de l'aromathérapie en prévention et traitement des dermatomycoses. Actual Pharm. 2009;484:19-20.

[62] Séverine Derbré, Comment venir à bout des mycoses ? Pratiques thérapeutiques alternatives, Actualités pharmaceutiques. Avr 2010, 495 : 44 - 46.

[63] AGUENACHE C BERKANI S. Le profile épidémiologique des onychomycoses dans la wilaya de Tizi-Ouzou [Mémoire].Tizi-Ouzou : Université Mouloud Mammeri ; 2017.

[64] BOUAMAMA M, MEKHALFIA A, GHECHI Z. Onychomycoses diagnostiquées au laboratoire central du CHU HUSSEIN DAY (2008-2009) [Mémoire].Université d'Alger : 2008-2009.

[65] Halim I, El Kadioui F, Soussi Abdallaoui M. Les onychomycoses à Casablanca (Maroc). J Mycol Med. 2013 ; 23 : 9-14.

[66] Duhard E, Coudière P, Voisard JJ, Allaert FA. Prise en charge des onychopathies présumées d'origine mycosique en dermatologie libérale. Ann Dermatol Venereol. 2006 ; 133:11.

[67] Jaiswal A, Sharma RP, Gupta K. Onychomycosis: A clinicomycological study from western Uttar Pradesh, Indi a. Indian Journal of medical specialities. 2015;6:8-12.

[68] FELLAH H. Epidémiologie, clinique et mycologie des onychomycoses diagnostiquées au laboratoire de Parasitologie Mycologie médicale CHU de Tlemcen [Mémoire de fin d'étude]. Tlemcen : Université Abou BekrBelkaid, Faculté de Médecine ; 2015.

[69] YAHAOUI Ali M. Les aspects dermoscopique des onychomycoses (à propos de 57 cas) [thèse]. Maroc : Université Sidi Mohamed Ben Abd allah ; 9 Octobre 2017.

[70] Anane S, Chtourou O, Chedi A, et al. Caractéristiques épidémiologiques, cliniques et mycologiques des onychomycoses chez les sujets âgés. J Mycol Med. 2007;17: 229-30.

[71] Cheikhrouhou F, Amri H, Makni F, et al. Onychomycoses infantiles. J Mycol Med 2007 ; 17:217.

[72] IMARAZENE L, OUHIB L. Les cas d'onychomycoses diagnostiqués au Centre-Hospitalo- Universitaire de TIZI OUZOU [Mémoire]. Tizi-Ouzou ; 2015.

[73] Onychomycose : Modalités de diagnostic et prise en charge.Ann Dermatol Venereol, 2007;134:5S7-5S16.

[74] Guibal F, Baran R, Duhard E, Feuilhade De Chauvin M. Épidémiologie et prise en charge des onychopathies à priori d'origine mycosique en médecine générale. J Mycol Med,

2009 ; 19:185-90.

[75] Zaias N, Tosti A, Rehell G, Morelli R, Bardazzi F, Bieley H, et al. Autosomal dominant pattern of distal subungueal onychomycosis caused by T rubrum. J Am Acad Dermatol, 1996; 34 : 302-4.

[76] Nzenze Afène S, Ngoungou EB, Mabika Mamfoumbi M, Bouyou Akotet MK, Avome M IM, Kombila M. Les onychomycoses au Gabon : aspects cliniques et mycologiques. J Mycol Med, 2011; 21: 248-55.

[77] Duhard E. Ongle normal et ongle mycosique. Ann Dermatol Venereol, 2003;130:1231-6.

[78] Souza LK, Fernandez OFL, Passos XS, Costa CR, Lemos JA, Silva MRR. Epidemiological and mycological data of onychomycosis in Goiania, Brazil. Mycoses. 2009;53:68-71.

[79] Seck MC, Ndiaye D, Diongue K, Ndiaye M, Badiane AS, Sow D, et al. Profil mycologique des onychomycoses à Dakar (Sénégal). J Mycol Med. 2014; 24:124.

[80] Shahzad M, Alzolibani AA, Al Robaee AA. Bin Saif GA, Babikir IHK, Abdel-Magied EM, et al. Study of Onychomycosis in Qassim Region, Saudi Arabia : A Clinicoaetiologic Correlation. Journal of Clinical and Diagnostic Research. 2014;8(8):YC01-YC04.

[81] BENJELLOUN S. Etude prospective des onychomycoses ; aspect cliniques et mycologiques [Mémoire]. Maroc : Université Sidi Mohammed Ben Abdellah ; 2014.

[82] ZAHROU F. Les onychomycoses : Aspects cliniques, mycologiques, thérapeutiques et évolutifs ; au niveau de de dermatologie CHU Mohammed VI, Marrakech [Mémoire]. Université Cadi Ayyad Faculté de Medecine et de Pharmacie Marrekech ; 2011.

[83] KAFI R, LOUAGUENOUNI Y, ZAI A. Les mycoses superficielles diagnostiquées au niveau du laboratoire de parasitologie mycologie du CHU Tizi-Ouzou [Mémoire]. Tizi-Ouzou : Université Mouloud Mammeri 2017-2018.

[84] Boukachabine K, Agoumi A. Les onychomycoses au Maroc : Expérience du laboratoire de parasitologie et mycologie médicale de l'hôpital d'enfants de Rabat (1982-2003). Ann Biol Clin. 2005;63(6):639-42.

[85] Ilham A. Touabti A. Les onychomycoses au laboratoire de parasitologie CHU Sétif : étude sur dix ans Laboratoire central, CHU Saadna Abdenour Sétif [Thèse].Sétif ; 2001-2011.

[86] Gupta AK, Drummond-Main C, Cooper EA, Brintnell W, Piraccini BM, Tosti A. Systematic review of nondermatophyte mold onychomycosis: diagnosis, clinical types, epidemiology, and treatment. J Am Acad Dermatol. 2012;66:494-502.

[87] DenningDW. Ribaud P, Milpied N. Caillot D. herbrecht R. Thiel e. Haas a. Ruhnke M. lode h.(2002) efficacy and safety of voriconazole in the treatment of acute invasive aspergillosis. clin infect dis,34-571P.

[88] Elewski, B. E, Charif M. Prevalence of onychomycosis in patients attending a dermatology clinic in Northeastern Ohio for other conditions. Arch Dermatol 1997:133: 1172-3.

ANNEXES

LEXIQUE

-**Arthrospore** : élément fongique (spore) provenant de la séparation des cellules constituant un filament

-**Blastopore :** spore ronde ou ovale issue d'un bourgeonnement chez les champignons

-**Bourgeonnement :** mode de reproduction le plus fréquent, rencontré souvent chez les levures. Cela aboutit à la production de cellules filles issues de la cellule initiale par séparation d'une excroissance de cette dernière appelée cellule mère

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

-**Champignon :** dit aussi mycète est un organisme eucaryote uni- ou pluricellulaire, dépourvu de chlorophylle, ce qui le distingue nettement du règne végétale. Sa structure est constituée d'un thalle (hyphe) unicellulaire ou pluricellulaire

-**Chlamydospore :** est une spore à paroi épaisse qui constitue une forme de résistance des champignons

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

-**Epiderme** : c'est la couche la plus superficielle de la peau.

-**Hyperkératose** : se définit par une kératinisation en augmentation donnant lieu à l'épaississement de la couche cornée .en d'autres termes, la peau s'épaissit sur une zone plus moins importante .Dans le cas d'une hyperkératose pathologique, le processus inflammatoire entraine un renouvellement cellulaire excessif pouvant mener à une perte de sensibilité.

-**Kératine** : c'est une protéine, synthétisé par de nombreux être vivants comme éléments de la structure et également l'exemple type de protéine fibreux.

-**Kératinolytique :** propriété qu'ont certains champignons kératinophiles de dégrader, à l'aide d'enzymes, la kératine humaine ou animale et d'utiliser certains de ses composants pour assurer leur croissance.

-**Kératinophile** : Se dit de certains champignons présentant une affinité pour la kératine animale ou humaine.

-**Opportuniste :** certains champignons peuvent devenir pathogènes de manière opportuniste, c'est à dire d'une occasion favorisant leur prolifération.

-**Onychopathies :** elles désignent les pathologies qui touchent les ongles.

-**Onyxis** : c'est l'inflammation chronique du derme unguéale qui s'accompagne d'ulcération.

-**Onycholyse :** détachement de la tablette unguéale du lit de l'ongle à partir de la région distolatérale.

-**Organe de fructification :** se dit chez les champignons des organes ou structures spécialisés dans la production des spores.

ANNEXES

-**Pseudomycélium :** (aussi appelé pseudofilament) Chez les levures, chaîne de blastospores qui restent accolées les unes aux autres évoquant ainsi un filament mycélien.

-**Phanères** : toute formation épidermique : ongle, plumes, poils, caractérisé par une kératinisation intense.

-**Périonyxis :** inflammation des tissus entourant l'ongle.

-**Paronychie :** autre terme pour périonyxis.

-**Saprophyte** : organisme fongique capable de se nourrir de matière organique non vivante. Il peut provoquer la décomposition de cette matière en libérant des enzymes digestives.

-**Spore :** élément issu de la reproduction sexuée ou asexuée des champignons et destiné à assurer la survie du champignon et sa propagation.

-**Tablette :** synonyme ongle, lame unguéal.

-**Traumatisme :** (du grec : trauma = blessure) est un dommage, ou choc, provoqué par une blessure physique grave et soudaine .Il peut être décrit en tant que blessure ou dommage physique, tel qu'une fracture.

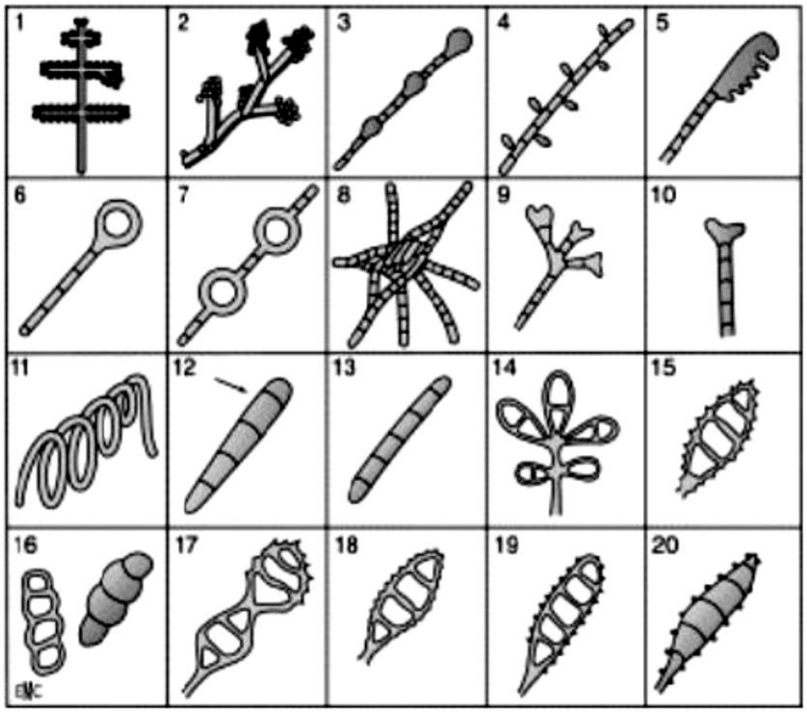
-**Thalle :** ensemble de l'appareil végétatif et reproducteur d'un champignon. Il peut être unicellulaire (levure) ou filamenteux.

-**Tellurique** : En relation avec la terre, le sol.

-**Vrille** : filament enroulé sur lui-même formant des spires.

-**Zoophile** : se dit d'un champignon qui se développe préférentiellement ou exclusivement chez l'animal.

Annexe I

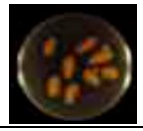
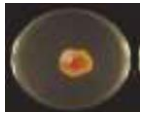
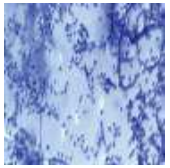
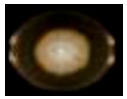
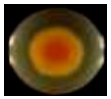
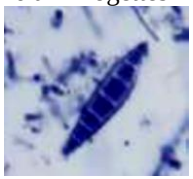


Aspects microscopiques des cultures, fructifications et formations annexes [14].

1- Aspect du mycélium (hyphe) en « croix de Lorraine » (avec microconidies rondes, *Trichophyton mentagrophytes*) ; 2- Microconidies sphériques en « amas » ; 3. Mycélium en « raquette » ; 4- Microconidies allongées disposées en acladium; 5-Mycélium pectiné ; 6-Chlamydospore terminale, à l'extrémité d'un filament mycélien ; 7-Chlamydospore intercalaire sur le trajet d'un filament mycélien ; 8- Organe nodulaire (*Trichophyton mentagrophytes*) ; 9-Chandelier favique (*Trichophyton schoenleinii*) ; 10-Clou favique ; 11-Vrille (*Trichophyton mentagrophytes*, *Microsporum persicolor*) ; 12-Macroconidie en « quenouille » de *Trichophyton mentagrophytes*; 13-Macroconidie de *Trichophyton rubrum*; 14-Macroconidie en « bouquet » d'*Epidermophyton*; 15-Macroconidie de *Microsporum canis*; 16-Macroconidie de *Trichophyton tonsurans*; 17-Macroconidie de *Trichophyton audouinii*; 18-Macroconidie de *Microsporum gypseum*; 19-Macroconidie de *Microsporum fulvum* ; 20-Macroconidie de *Microsporum persicolor*.

Annexe II : Caractères morphologiques des principaux dermatophytes impliqués dans les onychomycoses [14].

Aspect	**Macroscopie**			**Microscopie**		
Espèces	**Croissance**	**Surface**	**Revers**	**Macroconidies**	**Microconidies**	**Particularités**
T. rubrum	Rapide (dès le 5ème j, caractéristiques vers 2 à 3 semaines).	-Bombées, duveteuses, en forme de disque surélevé en son centre et hérissé de mèches, avec un duvet blanchâtre. -Cérébriformes, poudreuses, avec un duvet blanc-rosé pour la variété africaine	-Incolore ou brun. -Rouge vineux à noir pour la variété africaine.	-En forme de saucisse (souches africaines). -Lisses, allongées à paroi mince.	-Piriformes disposées en acladium.	-Excroissances triangulaires. -Uréase(-), mais (+) pour les souches africaines.
T. mentagrophytes	Rapide (4 à 10j).	-Duveteuses à poudreuses (souches anthropophiles). -Granuleuses (souches zoophiles). -Blanc à crème.	-Jaune, rouge ou brune.	-En forme de massue. -Paroi mince et lisse. -3 à 6 logettes.	Rondes et piriformes, disposées en buisson.	-Nombreuses vrilles. -Filaments mycéliens en raquette, articulés à angle droit, aspect en « croix de Lorraine ». -Uréase(+). -BCP-caséine (+). -Organes perforateurs (+). -Repiquage sur milieu Lactrimel de Borelli.
E. floccosum	Rapide (5 à 12j).	-Disque étoilé finement duveteux ou poudreux. -Jaune kaki ou vert olive. 	-Chamois. 	-Lisses ou échinulées -En « régime de bananes ». -2 à 5. 	-Absentes.	

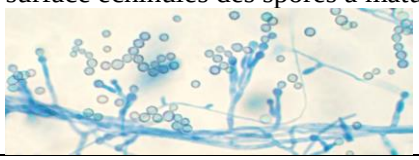
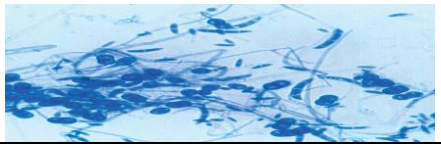
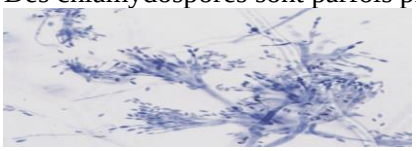
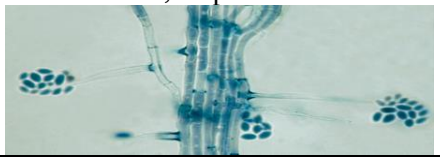
T. soudanense	Lente	-Glabres, plissées au centre. -Aspect étoilé, avec une auréole de rayons s'enfonçant dans la gélose.* -Jaune paille à rouille « abricot sec ». 	-Jaune paille à rouille « abricot sec ». 	-Absentes	-Rares, piriformes.	-Filaments rétrogrades « fil de fer barbelé
T. violaceum	Lente	-Bombées, glabres et humides. -Violet clair à foncé. -Blanc pour la variété glabrum. -Violet clair à foncé.	-Absentes. 	-Absentes	-Filaments irréguliers toruloides.	-Chlamydospores intercalaires disposées en chainettes.
T. Tonsurans	Lente	-Duveteuses, parfois poudreuses, cérébriformes ou cratériformes. -Blanche à beige voire jaunâtre. 	-Beige à brun rouge. 	-Exceptionnelles, allongées à paroi lisse.	-Piriformes disposées en acladium. 	-Chlamydospores terminales ou intercalaires.
M. Canis	Rapide (4 à 10 j).	-Petites colonies d'aspect étoilé. - Blanches. 	-Jaune orangé ou chamois. -Echinulées.  .	-En « quenouille ». -6 à 12 logettes 	-Piriformes.	-Pigment jaune sur milieu Lactrimel et Borelli.

Annexe III : Récapitulatif des critères discriminants macroscopiques et microscopiques de principales espèces aspergillaires [87].

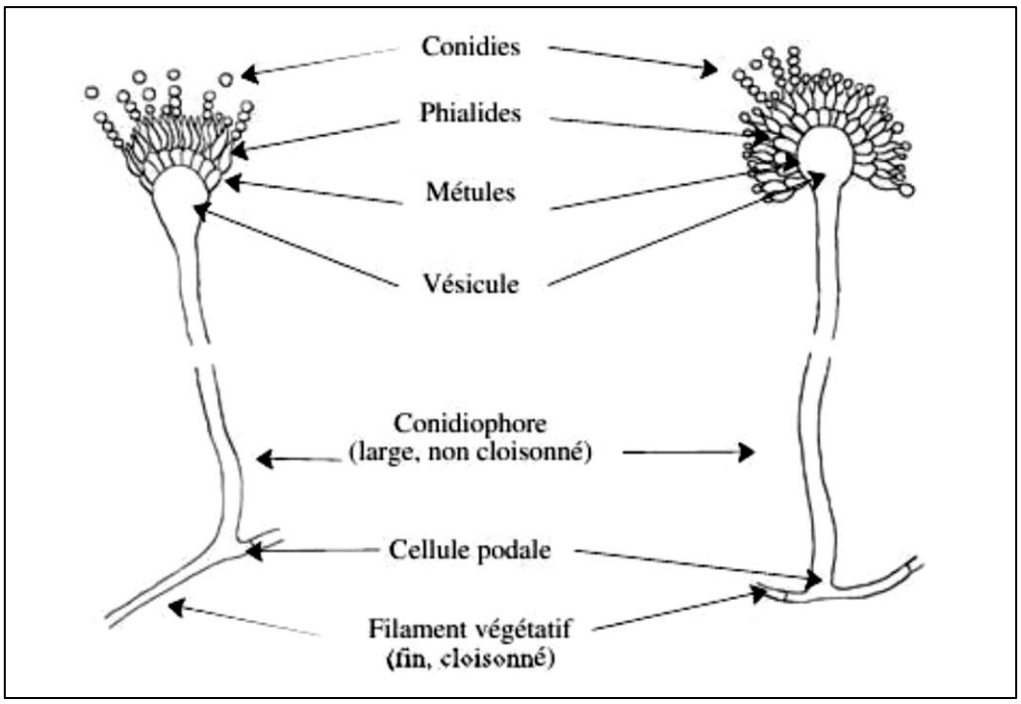
	A. Fumigatus	*A. Flavus*	*A .niger*	*A. Nidulans*	*A. Terreus*	*A. Versicolor*	*A. Repens*
Aspect macroscopique	**Recto**: Blanc puis vert, vert-gris puis vert foncé à gris-noirâtre	**Recto**: Duveteux à poudreux, blanc puis jaune à jaune vert	**Recto**: blanc-jaune, puis granuleux et noiratre	**Recto**: Duveteux à poudreux, vert foncé à jaunatre	**Recto**: Duveteux à poudreux, beige à cannelle	**Recto:** ocre puis de couleur variée (jaune, ocre,vert ,..)	**Recto:** velouté à poudreux, vert ,cannelle ou brun –orange
	Verso: incolore, jaune, vert ou brun-rouge	**Verso**: incolore, rosé à brun rouge foncé	**Verso**: Incolore à jaune pale	**Verso**: Rougeatre, pourpre	**Verso**: jaune à brun-orange	**Verso**: Incolore ou jaune à brun- rougeâtre	**Verso**: incolore
Tête aspergillaire	Unisériée en colonne	Uni ou Bisériée, radiée	Bisériée, radiée	Bisériée, en colonne courte	Bisériée, en colonne longue	Bisériée, radiée	Unisériée, radiée ou en colonnes lâches
Conidiophore	Court (300µm), lisse, incolore	Long (jusqu'à 2,5mm), sauvent verruqueux	Long (1,5-3mm), large (15-20µm)	Court (75-100µm), sinueux	100-250µm	Long (500-700µm)	Long (500 à 1000µl)
	Evasement progressif (aspect en massue)	Incolore, àparois épaisses	Lisse, incolore à brun	brun, lisse	Lisse, incolore	Lisse, jaunatre	Lisse, incolore

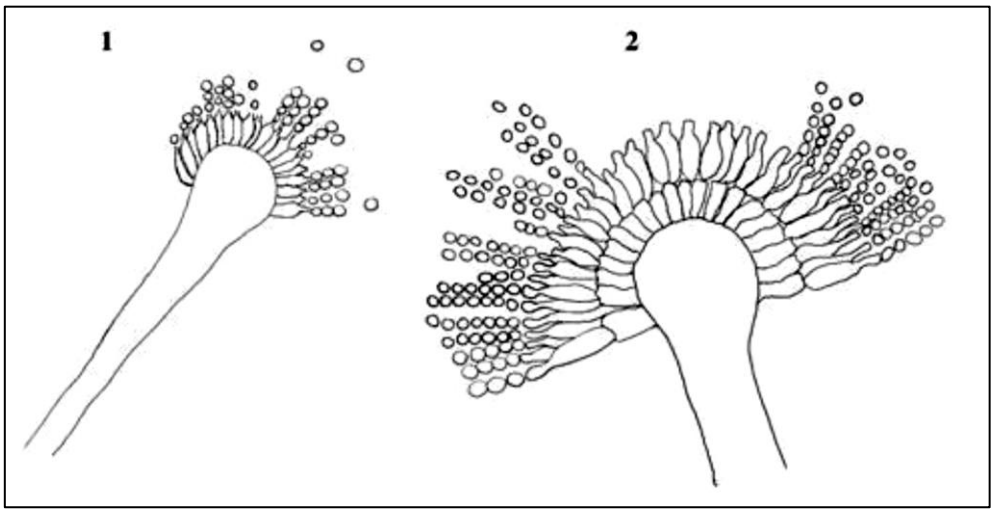
Vésicule	Hémisphérique (20-30µm), phialides au sommet	Sphérique (25-45µm)	Sphérique (30-100µm)	Hémisphérique (08-10µm),	Hémisphérique (10-15µm),	Ovale (12-16µm)	Ronde (6-8X3-5µm de diamètre)
Conidies	Rondes (2,5-3 µm), vertes échaulées ou lisses	Grosses (3,5-4,5 µm), globuleuses, vert-pale, échaulées	Grosses et Globuleuses (3,5-5 µm), brunes, échaulées	Globuleuses (3,5 µm), vertes échaulées	Petites (1,5-2,5µm), lisses, rondes ou elliptiques	Globuleuses (2-3,5 µm), échaulées	Globuleuses ou ovales (5-6µm), échaulées

Annexe IV : Les caractères culturaux macroscopiques des principales moisissures isolées dans les onychomycoses [27].

Genres et espèces Fongiques	Aspect macroscopique	Aspect microscopique
Scopulariopsis - *S. brevicaulis*	Recto : Colonies poudreuses, plissées au centre, beiges à brun-noisette Verso : Crème à brunâtre	Conidies unicellulaire en chaine bisépéte, la surface échinulés des spores à maturité. 
Fusarium. *F. oxysporum*	Recto : Colonies duveteuses à floconneuses, blanches au départ, ensuite rosées à pourpre Verso : foncé	Microconidies asymétriques, légèrement incurvées, disposées en amas à l'extrémité de monophialides solitaires. Des chamydospores sont parfois observées.
Fusarium. *F. solani*	Recto : Colonies duveteuses ou cotonneuses, blanches à crème Verso : Pâle	Microconidies oblongues, en fausses têtes, à l'extrémité de monophialides Nombreuses chlamydospores disposées en courtes chaînes et macroconidies en fuseau 
Paecilomyces sp.	Recto : Colonies poudreuses, blanches au départ, ensuite rose Verso : Incolore	Les hyphes septés, hyalins, portent des conidiophores qui se ramifient en verticilles. Les conidies sont hyalines à jaunes, cylindriques ou fusiformes, disposées en longues chaînes à l'extrémité des phialides. Des chlamydospores sont parfois présentes. 
Acremonium - *A. strictum*	Recto : Colonies plates le plus souvent, finement poudreuses ou humides, muqueuses, blanches au rose orangées Verso : Pâle	Le thalle végétatif est constitué de filaments septés, isolés ou disposés parallèlement les uns aux autres. Les phialides aciculaires prennent naissance sur les côtés des filaments végétatifs disposés parallèlement les uns aux autres, et produisent des conidies unicellulaires, disposées en amas 

Annexe V : Organe de fructification chez *Aspergillus* sp et morphologie des têtes aspergillaires [27].

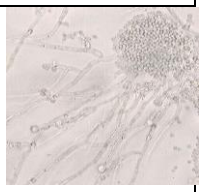
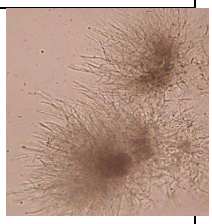
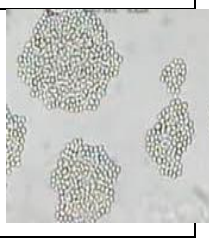




En fonction des modalités de l'implantation des phialides sur la vésicule, des têtes unisériées (1) ou bisériées (2) et des têtes en colonnes (1) ou radiées (2), se distinguent.

ANNEXES

Annexe VI : Quelques espèces de *Candida* isolées dans les onychomycoses et leurs caractéristiques macroscopiques sur CHROMagar et microscopiques sur RAT [18].

Espèces de *Candida*	**Fréquence d'isolement dans les onychomycoses à *Candida***	**Aspect des colonies (CHROMagar)**	**Aspect microscopique**	**Chlamydospores (milieu RAT)**	**Images**
Candida albicans	Très fréquent	Colonies vertes	Levures ovoïdes ; Long pseudomycélium et large, bouquet de blastospores.	Oui	
Candida parapsilosis	Fréquent	Colonies roses pâles	Levures ovoïdes, Pseudomycélium court, disposé en étoile autour des blastospores en amas.	Non	
Candida krusei	Rare	Colonies roses pâles avec un aspect velouté et un centre plus foncé	Levures allongées, Pseudomycélium long et fin, bouquet de blastospores au niveau des ramifications et le long des filaments.	Non	
Candida Tropicalis	Rare	Colonies bleu foncés métalliques	Levures ovoïdes assez grosses, Long pseudomycélium, peu ramifié, avec quelques blastospores en amas.	Non	
Candida glabrata	Rare	Colonies petites, brillantes et roses	Levures rondes et Petites, Absence de pseudomycélium, Blastospores groupées en amas.	Non	

Annexe VII : Fiche de renseignement

CHU Nedir Mohamed de TIZI-OUZOU — Date.....
Service de microbiologie-parasitologie — Examen N°.....
Laboratoire de parasitologie-mycologie

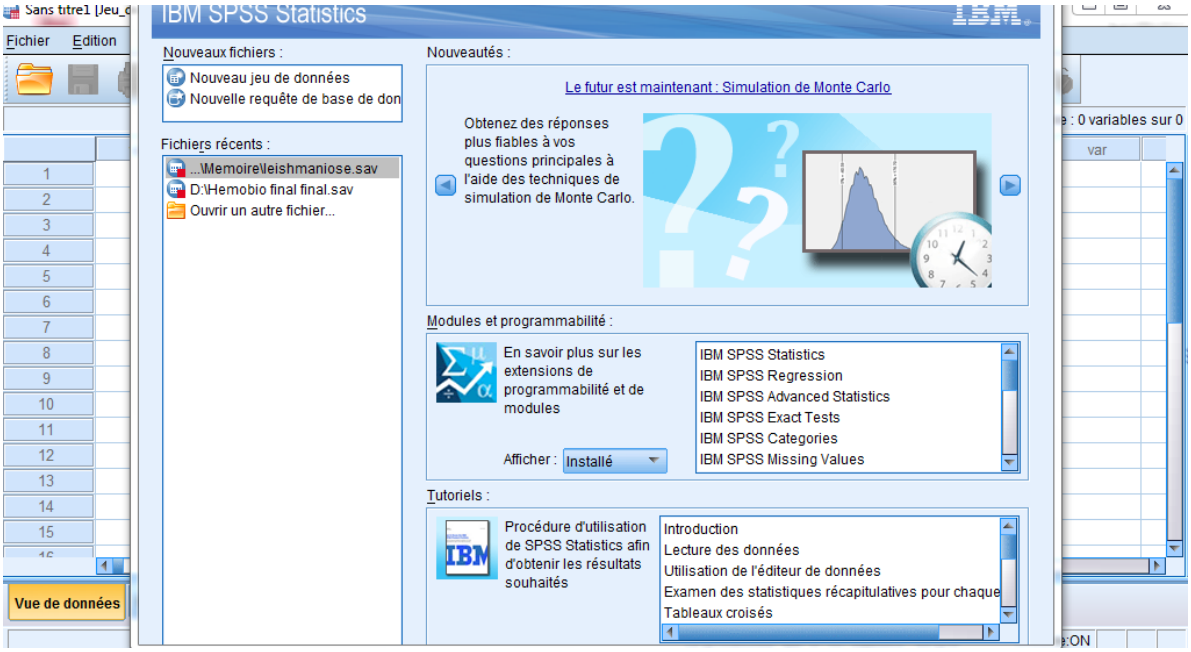
DIAGNOSTIC DES MYCOSES SUPERFICIELLES

-Sexe ..... - Age..... –Profession.....
-Durée d'évolution de lésion.....
-Ongles atteints *Pieds..... *Nombre d'orteils atteint .....
*Mains..... *Nombre d'ongles atteint .....
-Forme clinique..... –Autres lésions .....
-Présence d'une maladie sous-jacente..... –Prise des corticoïdes.....
-Climat (chaleur /humidité) .....-Pratique de sport.....
-Marche pieds nus sur sols publics (Mosquées/Piscine/Hammam).....
-Port prolongé des chaussures fermées.....
-Présence d'animaux domestiques dans l'entourage..... -Usage des détergents.....
-Présence de cas similaire dans l'entourage..... -Autre facteur.....
-Traitement antifongique.....
Résultat :
-Examen direct.....
-Culture.....

Annexe VIII : Base des données (Fichier Exel 2010)

Numéro	Numéro de patient	Sexe	Age	Profession	Statut hospitalier	Localisation	Lésions associées	evolution de lésion	nombre d'ongle atteint	nombre d'ongle atteint mains	Forme c
1	24	femme	24	étudiant	externe	pieds	aucune	2	4	0	dystroc
2	32	femme	54	femme au foyer	externe	mains	périonyxis	0,16	0	3	
3	47	femme	52	administration	externe	pieds + mains	aucune	3	2	1	dystroc
4	164	femme	35	femme au foyer	externe	mains	aucune	0,33	0	5	
5	59	femme	50	femme au foyer	externe	mains	périonyxis	3	0	7	
6	104	femme	73	femme au foyer	externe	pieds + mains	périonyxis	4	1	1	proxim
7	113	femme	56	domaine médicale	externe	mains	aucune	1	0	2	
8	179	femme	56	femme au foyer	externe	pieds	aucune	1	3	0	dystroc
9	120	femme	32	travaux libres	externe	mains	aucune	5	0	3	
10	187	femme	48	femme au foyer	externe	mains	interorteils	7	0	10	
11	216	femme	29	administration	externe	pieds	interorteils	1	1	0	dystroc
12	265/266/267	femme	71	femme au foyer	externe	mains	périonyxis	0,16	0	1	
13	249	femme	60	femme au foyer	externe	mains	périonyxis	5	0	2	
14	840	femme	37	travaux libres	externe	mains	aucune	3	0	1	
15	776	femme	54	femme au foyer	externe	mains	interorteils + plantaire	1	0	5	
16	841	femme	47	femme au foyer	externe	mains	périonyxis	0,41	0	2	
17	342	femme	62	femme au foyer	externe	pieds + mains	interorteils	10	8	3	distola
18	352	femme	61	femme au foyer	externe	pieds	interorteils	6	10	0	dystroc
19	290	femme	30	administration	externe	mains	teigne	1	0	1	
20	259/281	femme	28	femme au foyer	externe	mains	périonyxis	0,58	0	1	
21	281	femme	27	administration	externe	mains	aucune	0,5	0	1	
22	337	femme	50	femme au foyer	externe	pieds + mains	interorteils	15	7	2	dystroc
23	273	femme	43	administration	externe	pieds	aucune	2	1	0	distola
24	807	femme	80	femme au foyer	externe	pieds	lésion plantaire	2	2	0	dystroc
25	286/287	femme	35	femme au foyer	externe	pieds + mains	aucune	1	2	1	dystroc
26	788/809	femme	53	femme au foyer	externe	mains	aucune	1	0	6	
27	114	femme	68	femme au foyer	externe	pieds	interorteils	0,5	10	0	dystroc
28	190/191	homme	31	travaux libres	externe	pieds + mains	aucune	0,41	1	1	dystroc
29	240	femme	70	femme au foyer	externe	pieds + mains	interorteils	2	1	10	distola
30	111	femme	35	domaine médicale	externe	pieds	aucune	1	2	0	dystroc

Annexe IX : Logiciel SPSS



!!

Résumé

Il s'agit d'une étude transversale descriptive sur les onychomycoses diagnostiquées au niveau du laboratoire de parasitologie –Mycologie du CHU NEDIR MOHAMED de Tizi-Ouzou, sur une période de 6 mois allant de Décembre 2018 jusqu'au mois de Mai 2019 regroupant 138 prélèvements sur 120 patients. Parmi les 138 prélèvements, 79% sont révélés positifs. Les femmes sont les plus touchées 70%, avec un sexe ratio H/F de 0.43. L'onychomycose est fréquente chez l'adulte entre 21 et 70 ans 88.5% et rare chez l'enfant 1%. La forme clinique la plus rencontrée était l'onychomycose distolatérale 44%. Les levures sont les plus fréquemment isolées avec 67 % et représentées par *Candida* sp 38% ; suivi par *Candida albicans* 19%. Pour les dermatophytes 30% dont le Trichophyton rubrum est le plus fréquemment rencontré avec 29%, les moisissures sont responsables de 3% des onychomycoses et sont représentées par *Aspergillus niger*. Les dermatophytes et les moisissures infectent les pieds, alors que les levures touchent essentiellement les mains.

Abstract

Our study is a prospective study carried out the cases of onychomycosis diagnosed by mycological examination at the parasitology and mycology laboratory of the NEDIR MOHAMED University Hospital Center of Tizi-Ouzou over a period of 6 months, between December 2018 and May 2019 and gathering 138 samples on 120 patients. Of 138 samples 79% were positives. Women are the most affected 70%, with a sex ratio M/W of 0,43. Distolaterale onychomycosis was the most clinical presentation in our study 44%.Yeasts are the most frequently isolated with 67 % and represented by *Candida* sp 38% followed by *Candida albicans* 19%.Whereas dermatophytes were isolated in 30%, mainly represented by *Trichophyton rubrum* 29%. Molds were responsible of onychomycosis in 3%, and represented by *Aspergillus niger*. Dermatophytes and molds most commonly infected the toenails, yeasts the fingernails.