

كلية الطب والصيدلة وطب الأسنان
ትዕረፊት ለ ትዕዛዝ ለ ትዕዛዝ ለ ትዕዛዝ
FACULTÉ DE MÉDECINE, DE PHARMACIE ET DE MÉDECINE DENTAIRE



جامعة سيدي محمد بن عبد الله - فاس
ትዕረፊት ዕድህ ርእሰ ሰላም ለ ዘዕ
UNIVERSITÉ SIDI MOHAMED BEN ABDELLAH DE FES

**PROFIL EPIDEMIOLOGIQUE ET MYCOLOGIQUE DES ONYCHOMYCOSES A DERMATOPHYTES
DIAGNOSTIQUEES AU LABORATOIRE DE PARASITOLOGIE ET
MYCOLOGIE DU CHU HASSAN II DE FES**

MEMOIRE PRESENTE PAR :

**Docteur ELASRI Houda
Née le 29/10/1991 à Fès**

POUR L'OBTENTION DU DIPLOME DE SPECIALITE EN MEDECINE

OPTION : BIOLOGIE MÉDICALE

Sous la direction de :

Rapporteur: Professeur TLAMCANI Zineb

*Dr. Tlamcani Zineb
Professeur d'Environnement - Mycologie
CHU Hassan II - Fès*

Session Juillet 2022

REMERCIEMENTS

A Mon Maître le Professeur MAHMOUD Mustapha

Professeur de bactériologie-virologie

Chef de service du laboratoire central d'analyses médicales

Je tiens à vous exprimer ma profonde gratitude et ma sincère reconnaissance pour votre soutien aussi bien dans l'organisation que dans le suivi de notre activité de résident au sein du service durant ces quatre années. Je rends hommage à votre sérieux, votre humanisme et votre haute compétence.

J'ai eu le grand privilège de compter parmi vos étudiants en 2^{ème} année de médecine, c'était toujours un plaisir d'assister à vos cours et de jouir de vos explications, d'ailleurs je garde toujours mon cahier de bactériologie.

Veuillez trouver ici, cher Maître, l'expression de mon profond respect et de ma haute considération.

A Mon Maître le Professeur AMRANI HASSANI Moncef

Professeur d'Hématologie

Directeur de diplôme de spécialité

Je tiens à vous exprimer ma profonde gratitude et ma sincère considération pour tous les efforts fournis afin de nous accompagner tout au long de notre formation. J'ai été marquée par l'étendue de votre savoir, votre charisme et votre bienveillance.

J'ai eu l'honneur de travailler sous votre direction et de bénéficier de vos connaissances, vos remarques et suggestions.

Je me rappelle toujours des cours d'hématologie en 2^{ème} année, aussi bien de physiologie que de cytologie, et de vos explications qui me laissaient fascinée par ce monde microscopique.

Je saisis cette occasion pour vous exprimer mon immense gratitude tout en vous témoignant mon respect et ma profonde admiration pour toutes vos qualités scientifiques et humaines.

A Mon Maître le Professeur FLAMCANI Zineb

Professeur de parasitologie-mycologie

Je tiens à vous exprimer mes vifs remerciements pour m'avoir encadré pour le mémoire. Je tiens également à vous témoigner ma profonde gratitude pour votre disponibilité, vos judicieux conseils, votre écoute permanente et votre sens de la pédagogie. J'espère avoir été à la hauteur de vos attentes.

Je rajoute que mon séjour dans votre unité a été une expérience enrichissante tant sur le plan théorique que pratique. Vous œuvrez sans cesse à améliorer la qualité du plateau de votre unité.

Veillez trouver ici, cher Maître, l'expression de ma reconnaissance et de ma profonde admiration.

A Mon Maître le Professeur YAHYACUI Ghita

Professeur de bactériologie-virologie

Je saisis cette occasion pour vous exprimer mes vifs remerciements pour votre encadrement et accompagnement tout au long de mon passage en service de microbiologie.

Je tiens également à vous témoigner ma profonde gratitude pour votre disponibilité, vos judicieux conseils et votre sens de la pédagogie.

Et bien-sûr sans oublier votre écoute permanente, votre sympathie et votre modestie.

Qu'il me soit permis de vous exprimer, cher Maître, mon grand respect et ma profonde considération.

A Mon Maître le Professeur ELAMCANI Imane

Professeur en Hématologie

Je suis toujours reconnaissante de votre accueil chaleureux et attentionné le premier jour dans votre service, sans oublier votre soutien et vos efforts tout au long de mon passage.

J'ai eu l'honneur de travailler sous votre direction et de bénéficier de vos connaissances, vos remarques et suggestions.

J'ai toujours admiré vos qualités pédagogiques et professionnelles ainsi que votre modestie qui reste exemplaire.

Veillez accepter, cher Maître, mes sincères remerciements et le témoignage de ma profonde considération.

A Mon Maître le Professeur BENBELLA Imane

Professeur de Biochimie

Mon estime et mon profond respect s'adresse à vous mon chère professeur. Vous vous êtes montré constamment déterminé à veiller sur notre formation. Vous m'avez marqué par votre rigueur scientifique, votre grand savoir.

Je tiens à vous remercier vivement pour votre sympathie, votre soutien, vos conseils et votre accompagnement.

A Mon Maître le Professeur KOUARA Sara

Professeur de microbiologie

Permettez-moi de vous adresser, chère professeur, toute ma reconnaissance pour vos précieux conseils, votre écoute active et votre disponibilité.

En cette occasion, recevez, Chère professeur, l'assurance de mon estime et profond respect.

PLAN

LISTE DES FIGURES :	12
LISTE DES TABLEAUX :	12
INTRODUCTION.....	13
MATERIELS ET METHODES.....	16
I. Période, lieu et type d'étude :	17
II. Critères d inclusions :	17
III. Recueil des données :	17
IV. Etude mycologique :	17
1. Prélèvement :	17
2. Examen direct :	18
3. Culture :	18
RESULTATS	19
I. Caractéristiques de la population globale :	20
1. Répartition des patients selon le service de provenance :	20
2. Répartition des patients selon le sexe :	21
3. Répartition des patients selon l'âge :	22
4. Répartition des patients selon la localisation des lésions :	23
II. Données mycologiques :	24
1. Examen direct:	24
2. Espèces de dermatophytes isolées :	26
DISCUSSION	29
A. Partie théorique :	30
I. Rappel sur les dermatophytes :	31
II. Aspects anatomo-cliniques des onychomycoses à dermatophytes :	31
1. Anatomie et physiologie de l'appareil unguéal :	31

2. Aspects cliniques des onychomycoses :.....	32
III. Diagnostic biologique :.....	34
1. Etude mycologique des onychomycoses à dermatophytes :.....	34
2. Examen anatomopathologique :.....	41
3. Autres méthodes :	42
B. Discussion des résultats :	43
I. Caractéristiques de la population globale :.....	43
1. Répartition des patients selon le sexe :	44
2. Répartition des patients selon l'âge :.....	44
3. Répartition des patients selon la localisation des lésions :	45
II. Données mycologiques :.....	46
1. Examen direct :.....	46
2. Espèces isolées :.....	47
CONCLUSION	49
RESUME :.....	51
BIBLIOGRAPHIE.....	55

LISTE DES FIGURES :

Figure 1 : Répartition des patients selon les services.

Figure 2 : Répartition des patients en fonction du sexe.

Figure 3 : Répartition des patients en fonction des tranches d'âge.

Figure 4 : Répartition des patients en fonction de la localisation de l'atteinte.

Figure 5 : Répartition en fonction des résultats de l'examen direct.

Figure 6 : Examen direct de l'ongle monté entre lame et lamelle dans la potasse à 30%, montrant de nombreux filaments mycéliens (grossissement X400) (Image du laboratoire de parasitologie-mycologie du CHU HASSAN II de Fès).

Figure 7 : Culture montrant des colonies duveteuses de couleur blanchâtre au recto (a) et jaunâtre au verso (b) en faveur du *Trichophyton rubrum* (Image du laboratoire de parasitologie-mycologie du CHU HASSAN II de Fès).

Figure 8 : Examen entre lame et lamelle après montage dans le bleu de lactophénol d'un prélèvement de colonies de *T. mentagrophytes* montrant des filaments avec présence de nombreuses microconidies rondes disposées en acladium et des macroconidies en massue. (Grossissement X400) (Image du laboratoire de parasitologie-mycologie du CHU HASSAN II de Fès).

Figure 9 : Coupe anatomique de l'appareil unguéal (D'après Baran R, Piérard GE. Onychomycoses. Paris : Masson, 2004)

LISTE DES TABLEAUX :

Tableau 1: Répartition des espèces de dermatophytes isolées.

Tableau 2: exemples de dermatophytes et leurs caractères cultureux.

INTRODUCTION

L'onychomycose est une infection fongique des ongles provoquée par des dermatophytes, des levures ou des moisissures. Elle constitue près de 50 % de toutes les affections unguéales [1].

L'incidence des onychomycoses est estimée à plus de 10 % dans la population saine et à 40 % chez les personnes âgées. Cette différence d'incidence peut être expliquée chez les sujets âgés par un manque de maintien d'une bonne hygiène des pieds, un système immunitaire affaibli, et une régression de la croissance de la plaque unguéale avec l'âge [1,2].

Au Maroc, la prévalence des onychomycoses est certainement sous-estimée du fait du coût élevé de leur prise en charge diagnostique et thérapeutique incitant les médecins à traiter sans avoir recours à l'examen mycologique, d'où un défaut de confirmation de l'origine fongique de l'onychomycose [3].

Les dermatophytes sont des champignons filamenteux microscopiques caractérisés par une forte affinité pour la kératine. Ils appartiennent à la classe des ascomycètes et sont responsables de lésions superficielles touchant essentiellement les ongles, mais aussi la peau glabre, les poils et les cheveux [4].

Selon la dernière classification de De Hoog et al, on peut classer les dermatophytes en sept genres : *Arthroderma*, *Epidermophyton*, *Lophophyton*, *Microsporum*, *Nannizzia*, *Paraphyton* et *Trichophyton* [5].

Presque 90% des onychomycoses des pieds et 75% des atteintes de la main sont causées par des dermatophytes notamment *Trichophyton rubrum* (*T. rubrum*) et *Trichophyton mentagrophytes var interdigitale* (*T. mentagrophytes var interdigitale*) [2]. Viennent après *Trichophyton tonsurans* (*T. tonsurans*), *Epidermophyton floccosum*, *Trichophyton verrucosum* (*T. verrucosum*), *Trichophyton soudanense* (*T. soudanense*) and *Trichophyton violaceum* (*T. violaceum*) [6].

Notre travail consiste en une étude rétrospective ayant comme objectif de:

- Tracer le profil épidémiologique des onychomycoses à dermatophytes diagnostiquées au sein du laboratoire de parasitologie–mycologie du Centre Hospitalier Universitaire Hassan II de Fès.
- Préciser la prévalence des agents incriminés.
- Mettre en valeur l'intérêt de l'analyse mycologique en complément à la clinique.

MATERIELS ET METHODES

I. Période, lieu et type d'étude :

Nous avons mené une étude rétrospective descriptive sur une période de 6 ans (Novembre 2015 – Octobre 2021). L'étude s'est déroulée dans le Service de Parasitologie– Mycologie au Centre Hospitalier Universitaire (CHU) Hassan II de Fès.

II. Critères d'inclusions :

Cette étude a concerné les prélèvements d'ongles provenant de malades hospitalisés dans les différents services du CHU Hassan II de Fès, ainsi que les prélèvements de malades externes adressés.

III. Recueil des données :

Nous avons collecté les dossiers qui contenaient comme motif de consultation une suspicion clinique d'onychomycose. Les informations ont été reportées sur un fichier Excel Microsoft Office® 2007 regroupant les paramètres suivants : le sexe, l'âge, le service, la localisation de l'atteinte, les résultats de l'examen direct et de la culture.

IV. Etude mycologique :

1. Prélèvement :

Le prélèvement est une étape essentielle, qui conditionne la réussite de l'examen mycologique. Les prélèvements ont été effectués sur des ongles bien essuyés afin d'éliminer toute contamination par les moisissures de l'environnement, et à distance de tout traitement afin d'éviter des faux négatifs en culture. Ainsi, une fenêtre thérapeutique d'environ 3 mois pourra être proposée après un traitement systémique, ou par un vernis ou une solution filmogène. Lorsque seule une crème antifongique a été appliquée, la fenêtre thérapeutique est de 15 jours.

Le principe consiste à prélever au niveau de la zone où le champignon est actif et qui correspond à la jonction entre la zone saine et la zone pathologique. En cas de présence de lésion suintante au niveau du pourtour de l'ongle (périonyxis), le prélèvement du pus a été réalisé à l'aide d'un écouvillon stérile.

2.Examen direct :

Il s'effectue à partir de fragments d'ongles issus du grattage, de squames ou de sérosités recueillies au niveau des replis unguéaux. Ces échantillons sont examinés au microscope optique, au faible et fort grossissement (100 et 400) entre lame et lamelle, après éclaircissement par de l'hydroxyde de potassium (potasse 30%). Il est considéré positif en cas de mise en évidence de filaments septés, réguliers, cloisonnés et ramifiés.

3.Culture :

La deuxième étape est la mise en culture systématique de l'échantillon dans trois milieux : Sabouraud simple, Sabouraud–Chloramphénicol(SC) et Sabouraud–Actidione–Chloramphénicol (SCA) avec incubation des échantillons à l'étuve à 27 °C et 37 °C pendant au moins 3 semaines. Les tubes étaient contrôlés après 48h puis 2 à 3 fois par semaine pour suivre l'évolution de la pousse et ceci pendant 4 semaines.

L'identification des espèces de dermatophytes a été basée sur la vitesse de la pousse, l'aspect macroscopique recto et verso des colonies, l'élaboration de pigments ainsi que sur leurs aspects microscopiques après étalement des colonies entre lame et lamelle dans du bleu de lactophénol, avec observation des fructifications.

Un résultat n'a été considéré négatif qu'après une incubation d'un mois.

RESULTATS

I. Caractéristiques de la population globale :

Durant la période d'étude, nous avons reçu 1 673 prélèvements d'ongles. 460 prélèvements étaient en faveur d'une onychomycose à dermatophytes. Ainsi, la prévalence des onychomycoses à dermatophytes est de 27.5%.

1. Répartition des patients selon le service de provenance :

La majorité des prélèvements traités au laboratoire de parasitologie-mycologie pour le diagnostic biologique d'onychomycoses à dermatophytes provenaient des malades externes adressés (95.5%) ; le reste était adressé principalement par les services de dermatologie (13 cas), de rhumatologie (3 cas), d'endocrinologie, de cardiologie et de réanimation avec 1 cas pour chaque service.

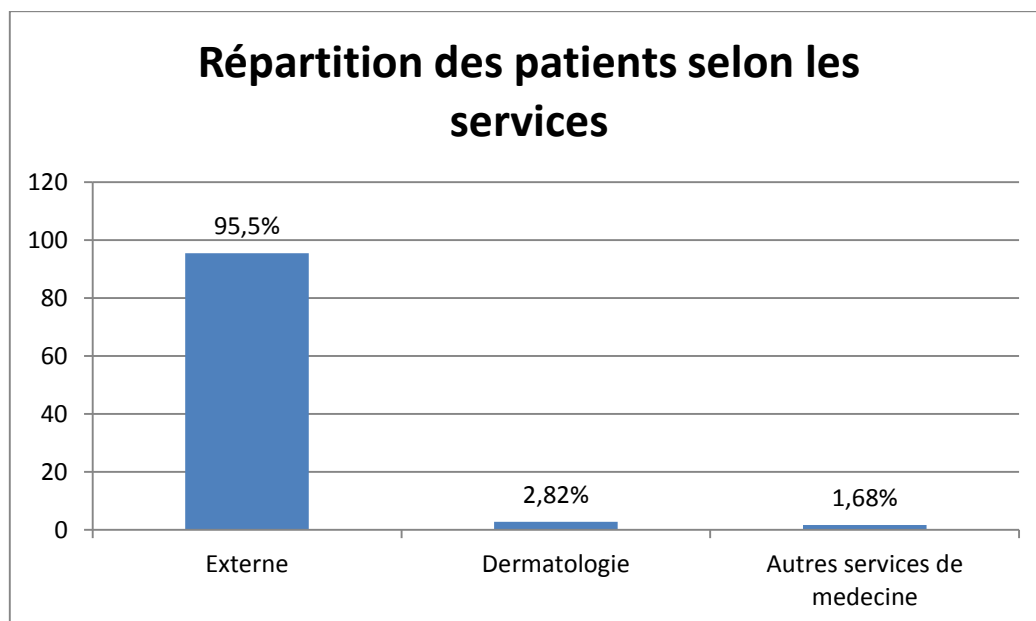


Figure 1 : Répartition des patients selon les services

2. Répartition des patients selon le sexe :

Le sexe-ratio H/F était de 0.63, les femmes étant plus touchées avec un pourcentage de 61.1% (n=281).

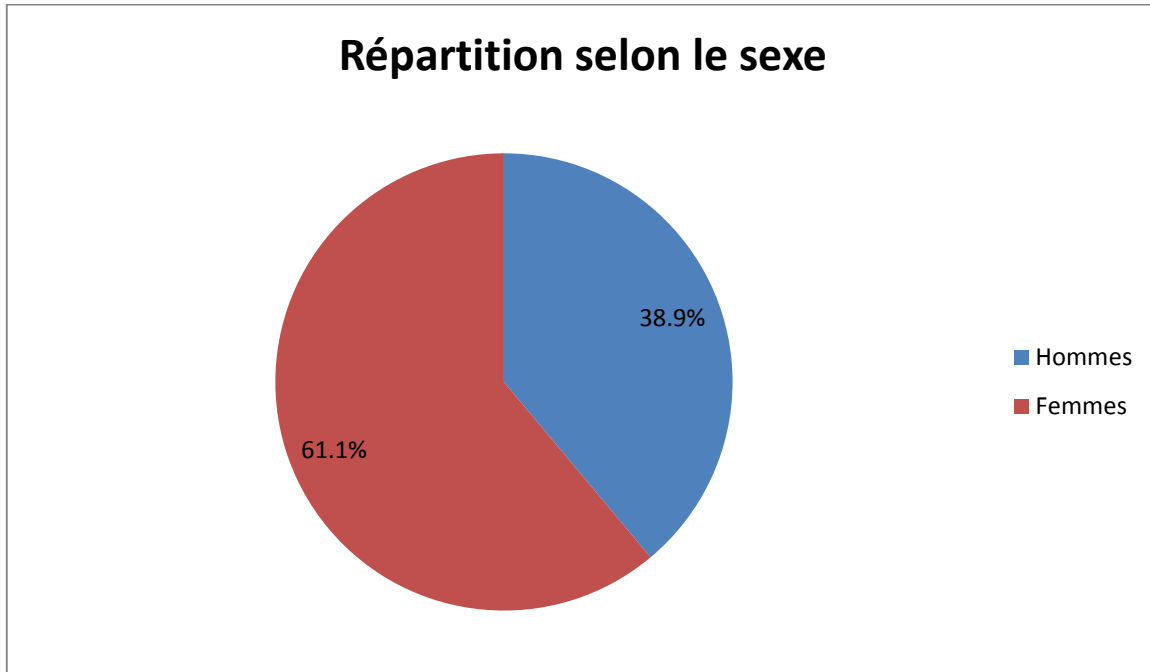


Figure 2 : Répartition des patients en fonction du sexe

3. Répartition des patients selon l'âge :

L'âge moyen de nos patients était de 47,94 ans (écart-type=14,68) avec des extrêmes allant de 9 à 87ans. Les sujets d'âge entre 25 et 45 ans étaient les plus présentés avec un taux estimé à 49.78%.

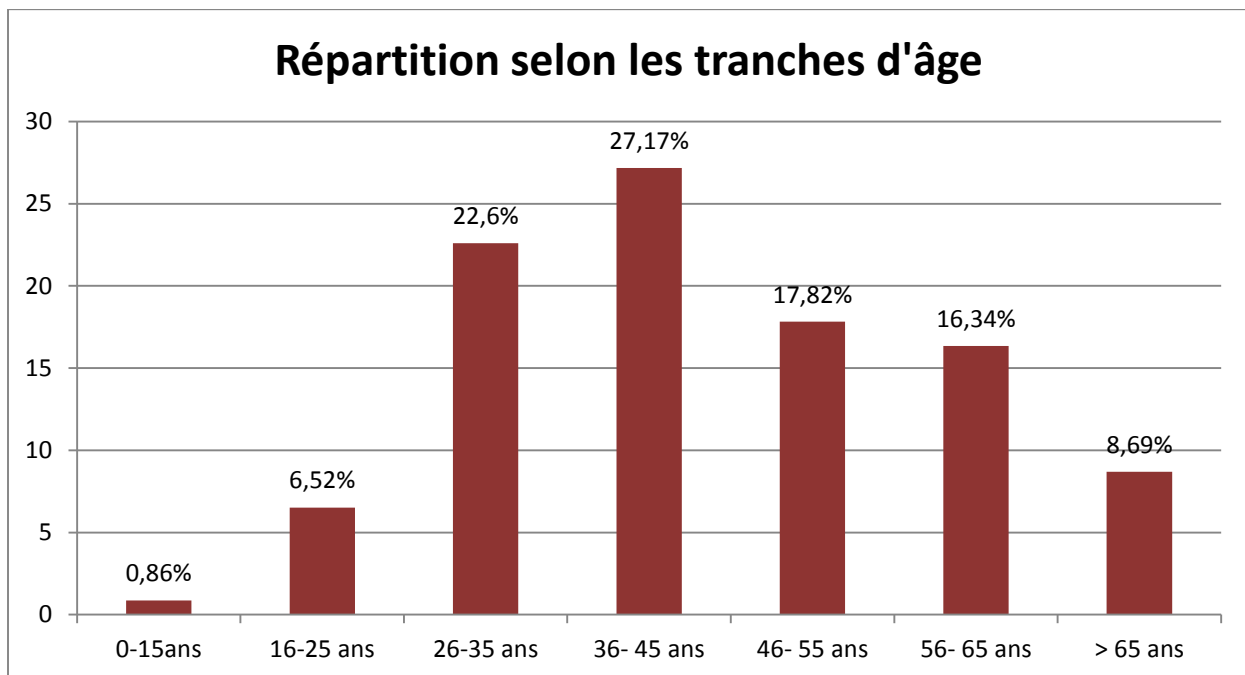


Figure 3 : Répartition des patients en fonction des tranches d'âge

4. Répartition des patients selon la localisation des lésions :

L'atteinte des pieds était largement prédominante et représentait 93.7% suivie de celle des mains à 6.3%. Seulement 8 cas d'atteintes doubles ont été retrouvés.

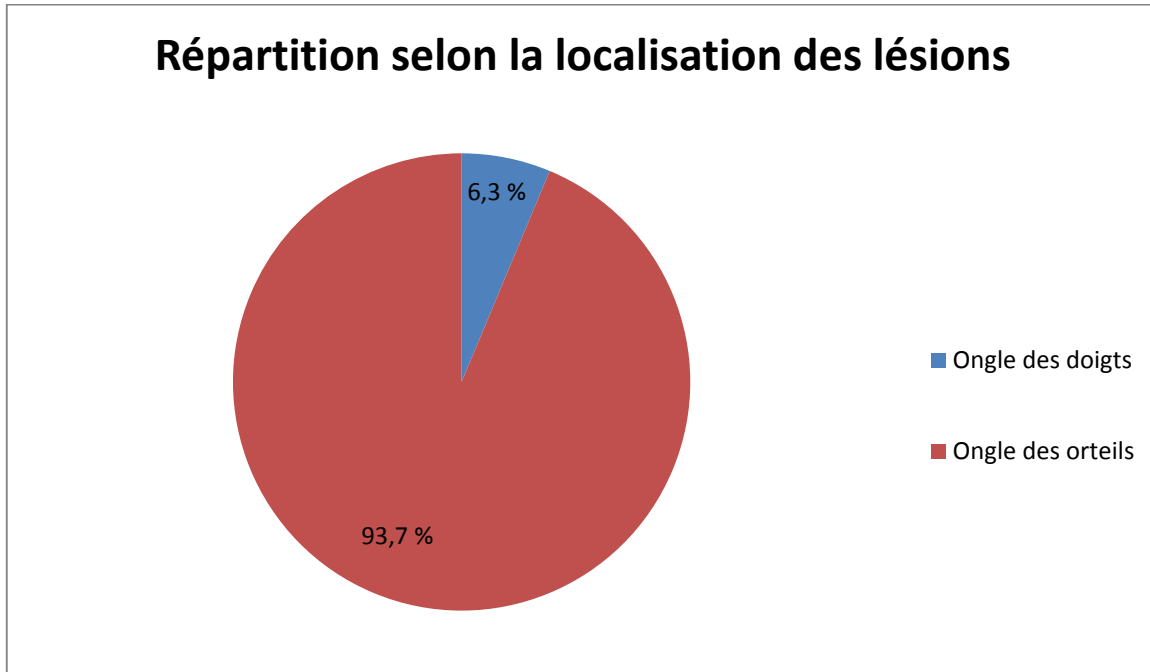


Figure 4 : Répartition des patients en fonction de la localisation de l'atteinte

II. Données mycologiques :

1. Examen direct:

L'examen direct était positif dans 87.2% mettant en évidence des filaments mycéliens dans 77.4% des cas. L'examen direct était négatif dans 12.8% des cas.

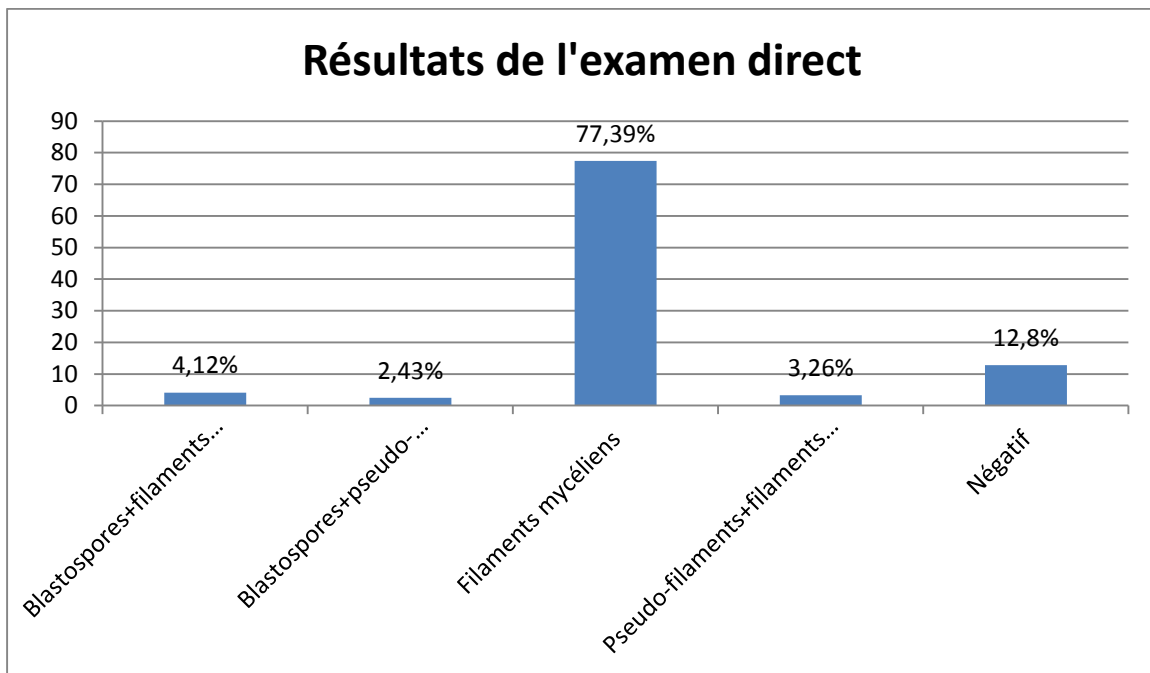


Figure 5 : Répartition en fonction des résultats de l'examen direct



Figure 6 : Examen direct de l'ongle monté entre lame et lamelle dans la potasse à 30%, montrant de nombreux filaments mycéliens (grossissement X400) (Image du laboratoire de parasitologie–mycologie du CHU HASSAN II de Fès).

2. Espèces de dermatophytes isolées :

Parmi les différentes espèces des dermatophytes isolées en culture, le *T. rubrum* a occupé le premier rang avec 95.7%, suivi de *T. mentagrophytes var interdigitale* avec 3.3% et *T. verrucosum* avec 0.7% (3/640). Les espèces *E. floccosum* et *T. soudanense* n'ont été isolés qu'une seule fois pour chacun.

Tableau 1: Répartition des espèces de dermatophytes isolées

Espèces	Nombre	Fréquence (%)
<i>Trichophyton rubrum</i>	440	95.7 %
<i>Trichophyton mentagrophytes var interdigitale</i>	15	3.3 %
<i>Trichophyton verrucosum</i>	3	0.7 %
<i>Epidermophyton floccosum</i>	1	0.2 %
<i>Trichophyton soudanense</i>	1	0.2 %

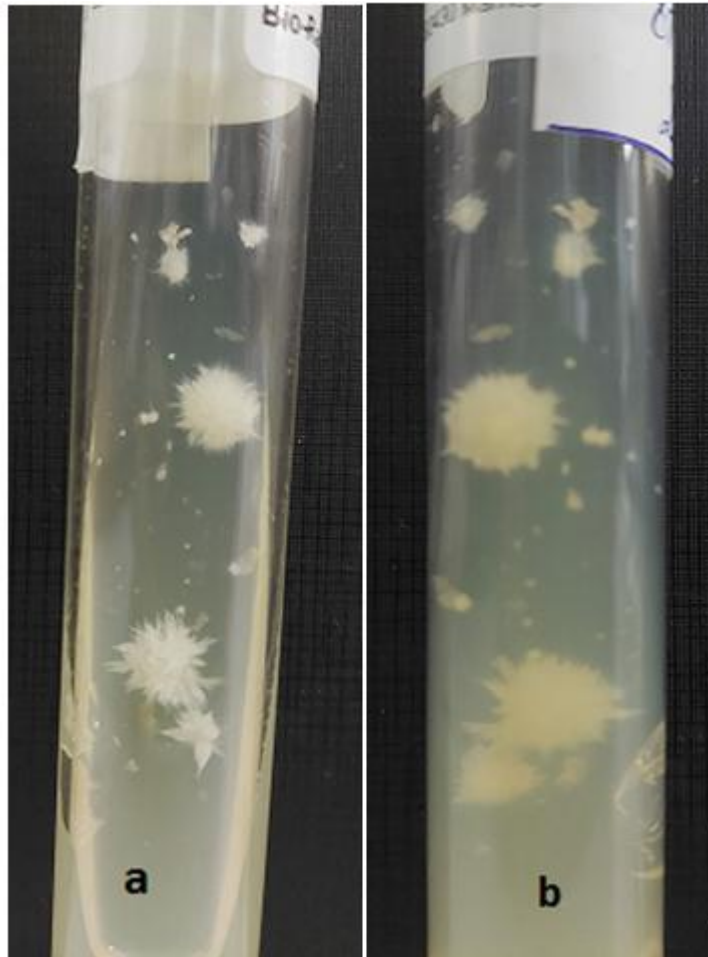


Figure 7 : Culture montrant des colonies duveteuses de couleur blanchâtre au recto (a) et jaunâtre au verso (b) en faveur du *Trichophyton rubrum* (Image du laboratoire de parasitologie–mycologie du CHU HASSAN II de Fès).

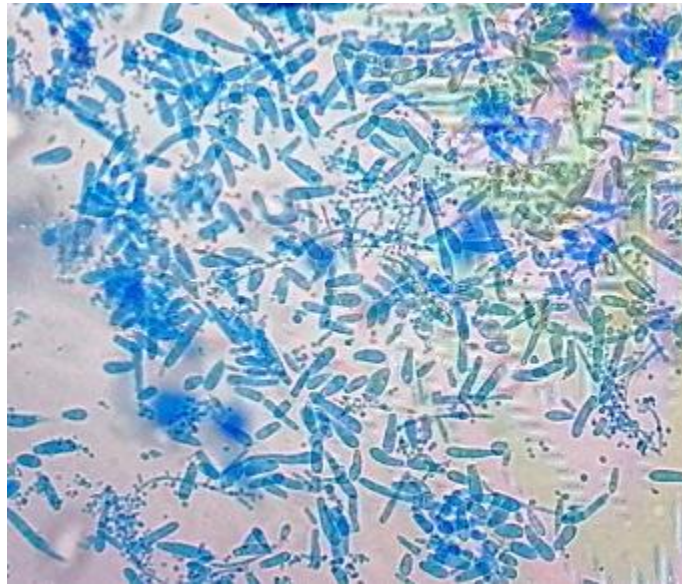


Figure 8 : Examen entre lame et lamelle après montage dans le bleu de lactophénol d'un prélèvement de colonies de *T. mentagrophytes* montrant des filaments avec présence de nombreuses microconidies rondes disposées en accladium et des macroconidies en massue. (Grossissement X400) (Image du laboratoire de parasitologie–mycologie du CHU HASSAN II de Fès).

DISCUSSION

A. Partie théorique :

I. Rappel sur les dermatophytes :

Les dermatophytes sont des champignons microscopiques kératinophiles, ils ont une affinité particulière pour la kératine de la peau et des phanères.

Les lésions cliniques dues aux dermatophytes sont variées et les sites anatomiques d'infection sont différents selon les espèces. Par exemple, *Trichophyton rubrum*, le dermatophyte le plus fréquent en pathologie humaine, donne des infections des pieds (ongles et peau). A partir de cette localisation, par auto-contamination, il peut donner des lésions secondaires à distance, ce qui n'est pas le cas pour *T. mentagrophytes* var *interdigitale* qui reste localisé aux pieds.

Les dermatophytes sont aérobies. Ils poussent bien entre 20 et 30°C. Le pH adéquat varie de 5 à 7. Pour se développer, ils ont besoin d'eau, d'une source carbonée et d'une source d'azote. Certaines espèces requièrent en plus des vitamines.

Ils sont entourés d'une paroi chitineuse et polysaccharidique (galactomannanes) et prennent la forme de filaments à thalle septée, hétérotrophes et immobiles.

L'origine de la contamination peut être humaine, animale ou tellurique. Elle se produit toujours du fait d'une altération de la couche cornée de l'épiderme (excoriation, macération, griffure...)

La chaleur, l'humidité et la macération favorisent le développement des dermatophytes. Le mode de vie peut aussi influencer ces infections, comme la pratique de certains sports, le marathon à l'origine de pieds d'athlète à *T. rubrum*, et le judo où les infections à *T. tonsurans* sont fréquentes. La profession intervient aussi : les agriculteurs, les éleveurs de bovins, les vétérinaires sont la cible des dermatophytoses d'origine animale, les maîtres-nageurs sont sujets au pied d'athlète du fait de la forte humidité dans les piscines. Est aussi impliqué de rôle des microtraumatismes donnant des onyxis des pieds chez les sportifs.

II. Aspects anatomo-cliniques des onychomycoses à dermatophytes :

1. Anatomie et physiologie de l'appareil unguéal :

La vitesse de croissance de l'ongle est d'environ 3 mm par mois pour les mains et elle est environ 30 à 50 % plus lente pour les pieds [7].

La tablette unguéale d'un doigt se renouvelle en 4 à 6 mois, celle d'un orteil en 9 à 18 mois. Il faut noter que la vitesse de renouvellement est plus rapide chez l'enfant et elle est plus lente chez le sujet âgé.

La matrice unguéale, dont on aperçoit la région distale qui correspond à la lunule, fabrique la tablette qui s'allonge sur le lit unguéal, structure rosée que l'on aperçoit à travers la tablette. Une atteinte matricielle entraîne une dystrophie de la tablette alors qu'une atteinte du lit de l'ongle engendre un décollement et/ou un épaissement de l'ongle.

D'autre part, la tablette unguéale n'est pas adhérente à l'hyponychium, structure épidermique qui fait suite au lit de l'ongle. La tablette apparaît alors blanche à ce niveau.

Les ongles peuvent donc être affectés à différents niveaux de ces structures et selon trois grandes étiologies déterminant les onychopathies : traumatiques, infectieuses ou inflammatoires. Les tumeurs restent plus rares [8].

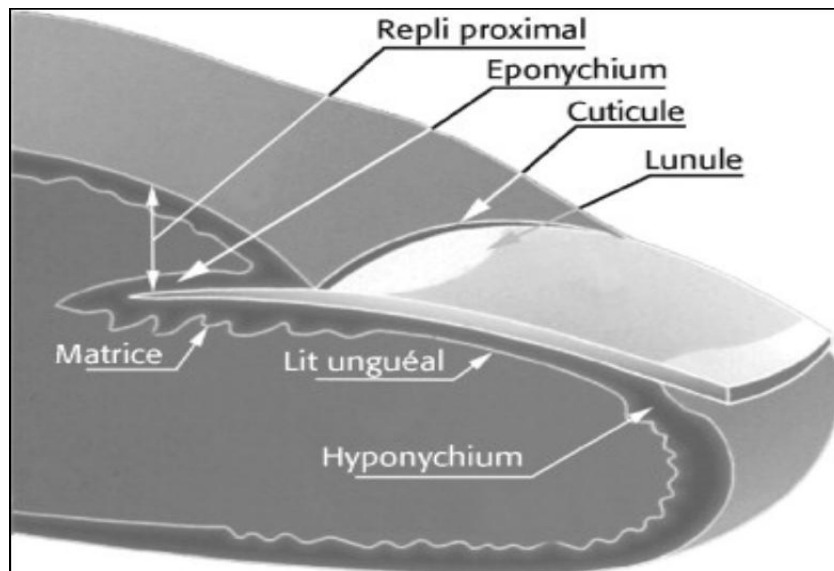


Figure 9 : Coupe anatomique de l'appareil unguéal

(D'après Baran R, Piérard GE. Onychomycoses. Paris : Masson, 2004) [9].

2. Aspects cliniques des onychomycoses :

La classification clinique des onychomycoses dépend du lieu de pénétration de l'agent infectieux et du stade évolutif. Il existe cinq grandes formes cliniques d'onychomycoses [10]:

2.1. Onychomycose sous unguéale disto-latérale :

Il s'agit de la forme la plus fréquente d'onychomycose à dermatophytes. La voie d'invasion correspond à la région sous-unguéale distale, le champignon pénètre par l'hyponychium au niveau du sillon latéral. Elle se manifeste par une hyperkératose sous unguéale située au bord libre de la tablette unguéale. Parfois, il s'y associe une strie de coloration blanche ou jaune de la tablette près du rebord latéral. On retrouve souvent un épaissement de la tablette ou une onycholyse associés.

Les ongles des pieds sont le plus souvent le siège de ce type d'atteinte.

Lorsque les ongles des mains sont atteints, ils le sont, souvent, d'un seul côté, avec atteinte concomitante et bilatérale des orteils, formant ainsi, le tableau clinique caractéristique : « une main, deux pieds ».

2.2. Onychomycose superficielle blanche :

Le champignon envahit la surface de la tablette unguéale de l'extérieur vers l'intérieur probablement après un traumatisme local ou une macération entretenue par un chevauchement d'orteils.

Elle se manifeste sous forme de petites plaques superficielles blanches d'aspect poudreux et qui peuvent être facilement détachées à la curette. Ces tâches peuvent ensuite confluer pour donner un aspect de leuconychie de l'ensemble de la tablette. Elle est surtout le fait d'une infestation par *T. mentagrophytes var. interdigitale*, plus rarement par *T. rubrum*.

C'est une variété relativement rare et affecte principalement les orteils.

2.3. Onychomycose sous unguéale, proximale :

Ce type d'atteinte est rare, et se voit surtout aux ongles des pieds et des 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. La surface de la tablette unguéale est le plus souvent intacte.

Cet aspect est celui que l'on voit occasionnellement chez les sidéens atteints d'onychomycose. Il résulte le plus souvent d'une infestation par *T. rubrum*.

2.4. Onychomycose avec dystrophie totale :

Cette forme est le plus souvent secondaire et constitue le mode évolutif d'une onychomycose, localisée, disto-latérale, non traitée. L'ongle devient ainsi, progressivement épaissi et déformé avec, parfois, un empâtement des tissus péri unguéaux.

2.5. Onychomycoses endonychiales :

Il s'agit d'une forme très rare au cours de laquelle les agents pathogènes pénètrent dans la tablette unguéale par voie pulpaire, comme c'est le cas pour l'onychomycose disto-latérale, mais n'envahissent pas le lit unguéal. L'atteinte intéresse seulement la tablette, ce qui rend l'ongle diffusément blanc et opaque, sans onycholyse, ni hyperkératose sous unguéale.

III. Diagnostic biologique :

1. Etude mycologique des onychomycoses à dermatophytes :

1.1. Généralités :

L'examen mycologique reste la méthode la plus pratiquée et la plus accessible aux laboratoires de biologie médicale [11].

Le prélèvement est une étape essentielle, dont la qualité conditionne la réussite de l'analyse mycologique. Il est donc préférable qu'il soit réalisé par un biologiste expérimenté, idéalement sur des ongles bien essuyés afin d'éliminer une contamination par des moisissures de l'environnement, et à distance de tout traitement antifongique local ou général afin d'éviter des faux négatifs en culture [12]. Une fenêtre thérapeutique de 3 mois est ainsi proposée après un traitement systémique, ou par un vernis ou une solution filmogène. La fenêtre thérapeutique est réduite à 15 jours lorsque seule une crème antifongique a été appliquée.

Un interrogatoire préalable permet de préciser :

- ✦ Le siège de l'onychomycose,
- ✦ La sémiologie de l'onychomycose : atteinte disto-latérale, proximale, superficielle ou totale,
- ✦ L'ancienneté de la lésion et son mode d'évolution (en général lent pour les dermatophytes),

- ✦ Les facteurs favorisant professionnels (pâtisseries, coiffeurs, fleuristes, métiers nécessitant le port prolongé de gants ou de chaussures de sécurité), la pratique de sports (port de chaussures de type baskets),
- ✦ La présence d'autres lésions associées faisant suspecter une dermatophytose.

1.2. Prélèvement :

Les modalités de prélèvement sont à adapter en fonction de la symptomatologie des lésions, tout en respectant le principe essentiel qui consiste à prélever au niveau de la jonction entre la zone saine et la zone malade de l'ongle, qui correspond à l'endroit où le champignon est le plus actif.

Dans la forme la plus fréquente des onychomycoses à dermatophytes (atteinte disto-latérale), il convient tout d'abord d'éliminer la partie de l'ongle la plus externe, potentiellement souillée par les spores de moisissures environnementales et/ou colonisée par des levures. On prélèvera ensuite le produit pathologique suspect le plus près possible du front invasif du champignon. Les fragments obtenus sont recueillis dans une boîte de Pétri ou tout autre récipient stérile.

En cas de leuconychie superficielle, le grattage en surface après avoir nettoyé la tablette de l'ongle à l'alcool est très contributif, puisqu'il associe un prélèvement ciblé sur la zone suspecte et un traitement physique qui participe à l'élimination du champignon. Pour cela, on utilise habituellement une curette de Brocq ou un vaccinostyle.

En cas d'onychomycose proximale ou de leuconychie profonde, le prélèvement est plus délicat. Il faut d'abord éliminer toutes les couches superficielles, jusqu'à visualiser la tablette inférieure parasitée [11].

1.3. L'examen direct :

L'examen direct demeure incontournable dans l'étude mycologique d'une onychomycose, puisqu'il permet d'apporter une réponse rapide au médecin prescripteur vue sa simple réalisation et son accessibilité à tous les laboratoires de biologie médicale.

Les échantillons sont examinés au microscope entre lame et lamelle, au grossissement 10 puis 40, dans une goutte de produit éclaircissant comme l'hydroxyde de potassium (potasse à 10 %, 20 % ou 30 %), ou encore le chloral-lactophénol d'Amman qui permet de conserver pendant plusieurs semaines les préparations, contrairement à la potasse qui digère rapidement les différentes structures et impose donc une lecture rapide des préparations. Il montre dans le cas d'onychomycose à dermatophytes des filaments septés et réguliers.

Vu le nombre élevé de faux-négatifs, la sensibilité de l'examen direct peut être augmentée par l'association d'un colorant qui améliore grandement le confort de lecture grâce à une meilleure visualisation des structures fongiques. En effet, l'utilisation de Noir Chlorazole permet d'éliminer de nombreux artefacts, de même que le Rouge Congo, qui se fixe aux polysaccharides de la paroi, facilitant ainsi la détection des éléments fongiques.

La mise en évidence des filaments mycéliens sera également facilitée par l'utilisation de Calcofluor white, qui se fixe lui aussi à la paroi des champignons, rendant celle-ci fluorescente et donc facilement repérable par des observateurs non expérimentés [13,14]. Cette technique, probablement la plus contributive à la positivité de l'examen direct, nécessite cependant la possession d'un microscope à fluorescence.

1.4. Culture :

La culture constitue le complément indispensable de l'examen direct pour établir le diagnostic des onychomycoses. En effet, l'isolement en culture du champignon en cause, suivi de son identification (qui ne peut être réalisée par le seul examen direct), demeure la technique de référence [15].

En raison de la présence fréquente de nombreuses bactéries et de champignons saprophytes ou commensaux au niveau des ongles, il est indispensable d'utiliser un milieu de culture sélectif. Ainsi, le milieu de référence pour les dermatophytes est le milieu de Sabouraud additionné d'antibiotique(s) (chloramphénicol et/ou gentamycine) et de 0,5 à 1 g/L 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 *Candida parapsilosis* et *Candida famata*, et facilite donc l'isolement des dermatophytes.

D'autres milieux d'isolement peuvent être proposés, tels que le milieu de Taplin (ou DTM, Dermatophyte Test Medium) qui permet l'isolement et l'identification présumptive des dermatophytes en se basant sur le changement de la couleur du milieu [16].

La culture peut être réalisée en tubes ou sur boîtes, selon les habitudes du laboratoire. Vu le dessèchement des géloses coulées en boîtes en cas d'incubation prolongée, l'usage des tubes semble préférable.

Le produit pathologique est déposé en appuyant légèrement, en plusieurs endroits distincts de la surface de la gélose. Les dermatophytes étant aérobies, il convient de ne pas visser complètement le bouchon des tubes, de manière à permettre une bonne aération de la culture.

L'incubation se fait à 27° et 37°C pendant 4 semaines minimum ; cette durée doit être respectée avant de rendre des résultats négatifs.

Tableau 2: exemples de dermatophytes et leurs caractères culturels [17].

Dermatophytes	Vitesse de pousse	Aspect des colonies	Aspect microscopique
<i>Trichophyton rubrum</i>	Moyenne : 8 à 10 jours	Recto : petites colonies blanches bombées duveteuses Verso : vineux rouge	Microconidies piriformes, disposées en acladium. Macroconidies exceptionnelles en forme de saucisses. Mycélium fin et régulier souvent stérile, excroissances triangulaires.
<i>Trichophyton mentagrophytes</i> var. <i>interdigitale</i>	Rapide : 4 à 6 jours	Recto : blanc crème, très poudreuses Verso : pigment jaune à brun	Microconidies nombreuses rondes en buissons, quelques conidies piriformes disposées en acladium. Macroconidies inconstantes, « en massue ». Mycélium articulé à angles droits, en « croix de Lorraine », présence de vrilles.
<i>Epidermophyton floccosum</i>	Rapide : 6 jours	Recto : vert kaki, finement poudreuses, pléiomorphes Verso : chamois	Absence de microconidies. Macroconidies nombreuses, en massue, groupées en bouquet « régime de banane », à paroi lisse, cloisonnées (2–4 logettes) Les chlamydoscopes se forment rapidement
<i>Trichophyton verrucosum</i>	Lente : 21 jours	Blanc crème	Mycélium toruloïde dans les cultures âgées.
<i>Trichophyton soudanense</i>	Moyenne : 10 jours	Jaune orangé « abricot sec » au recto comme au verso.	Mycélium épais en bambou, rétrograde avec présence de chlamydospores.

1.5. Identification:

Les cultures sont examinées au minimum deux fois par semaine car certains aspects caractéristiques n'apparaissent que de façon transitoire.

L'identification des dermatophytes repose essentiellement sur :

- ✦ La vitesse de pousse des colonies.
- ✦ L'aspect macroscopique des cultures en précisant la couleur et l'aspect de la surface (duveteux, plâtré, laineux...), le relief (plat, cérébriforme, cratère...), la consistance (friable, élastique, dure, molle ...), la forme des colonies (arrondies, étoilées), la taille des colonies (petites, extensives), et la présence d'un pigment (couleur, diffusion) au recto comme au verso de la culture.
- ✦ L'aspect microscopique après montage entre lame et lamelle, dans du bleu de lactophénol, d'un fragment de culture dissocié. On peut aussi s'aider d'un morceau de ruban adhésif appliqué à la surface de la colonie (drapeau de Roth), puis déposé entre lame et lamelle, dans du bleu coton. Trois éléments servent de base à l'identification microscopique du champignon :
 1. Les filaments mycéliens, plus ou moins septés, dont on étudie le diamètre et la morphologie, ainsi que l'observation des ramifications.
 2. La présence d'organes de fructification : les microconidies en précisant la forme et la disposition, et les macroconidies plus grandes, en forme de fuseaux, divisées en logettes par des cloisons transversales, de forme et de taille variables selon les espèces ;
 3. Les formations ornementales à type de vrille, d'organes pectinés ou nodulaires, de ramification en bois de cerfs, de chandeliers ou de clous favigues.

Il est à noter que certaines souches peuvent rester stériles sur gélose de Sabouraud, d'où la nécessité de réaliser des repiquages sur milieux spécifiques afin

de mettre en évidence les organes de fructification qui représentent la base du diagnostic morphologique. Parmi ces milieux, le plus utilisé est le milieu de Borelli (milieu au lactrimel) qui stimule la fructification de la majorité des dermatophytes, notamment celle des *Microsporum* (*M. canis*, *M. langeronii*) et renforce la production de pigments (rouge vineux pour *T. rubrum* et jaune pour *M. canis*).

D'autres milieux favorisent également la fructification des dermatophytes : milieu au Malt et eau gélosée, gélose PDA (Potato–Dextrose–Agar), milieu de Baxter, milieu de Takashio (dit « Sabouraud dilue »)... [18].

D'autres milieux de cultures spéciaux permettent la production de coloration caractéristique qui facilite l'identification. On cite :

- ✦ Le milieu peptoné à 3 % qui permet de différencier *Microsporum persicolor* de *T. mentagrophytes*. Les colonies de la première espèce prennent une coloration rose saumon en 8 jours, tandis que celles de la seconde demeurent blanches.
- ✦ Le milieu à l'urée–indole (gélose à l'urée de Christensen) qui permet de différencier la variété duveteuse autochtone de *T. rubrum* de *T. mentagrophytes* var. *interdigitale*. Ce dernier possède une uréase qui fait virer la gélose au rose fuchsia après 6 à 7 jours d'incubation à 27° C, tandis que *T. rubrum* autochtone en est dépourvue. La recherche d'une uréase peut également être réalisée en milieu liquide (bouillon urée–indole), la lecture se fera dans ce cas au bout de 2 jours.
- ✦ 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* ou *M. persicolor*. Par ailleurs, ce milieu contient de la caséine que *T. verrucosum* ainsi que *T. violaceum* var. *glabrum* sont capables d'hydrolyser en quelques jours [4].

1.6. Autres techniques :

La recherche d'organes perforateurs, technique simple et peu coûteuse, permet de différencier les souches autochtones de *T. rubrum* de *T. mentagrophytes* var. *interdigitale*. La production d'organes perforateurs pour le *T. mentagrophytes* var. *interdigitale* se fait après 8 à 15 jours d'incubation en présence de cheveux préalablement stérilisés [19].

Certains dermatophytes exigent, pour leur croissance, la présence de certaines vitamines ou de certains acides aminés. Ainsi, *T. verrucosum* et *T. concentricum* ont besoin de thiamine et d'inositol. Pour vérifier cette particularité, on compare donc la croissance de la souche sur un milieu dépourvu de ces éléments (absence de pousse ou croissance restreinte) et sa croissance sur des milieux supplémentés [20].

2. Examen anatomopathologique :

La biopsie de l'ongle demeure le « gold standard » dans le diagnostic d'une onychomycose, malgré qu'elle soit encore peu prescrite. La technique d'Achten, qui fait appel à la coloration par l'acide périodique et réactif de Schiff (PAS), présente ainsi une sensibilité de 85 % [21]. L'étude histologique permet non seulement de poser un diagnostic de certitude, mais aussi de comprendre l'envahissement fongique qui est à la base de la classification des onychomycoses et de la conduite thérapeutique [22]. Les faux positifs ou faux négatifs de l'examen mycologique peuvent ainsi être redressés par un examen histologique de la tablette unguéale [23].

Classiquement, en cas d'invasion par les dermatophytes, les filaments mycéliens sont assez longs, rectilignes, et le plus souvent orientés parallèlement à la surface de l'ongle. Leur calibre est en général régulier, et la coloration au PAS est uniforme [24].

Grâce à l'étude de la totalité de l'épaisseur de l'ongle au cours de l'étude anatomopathologique, il est possible de mettre en évidence une localisation médio-unguéale que l'on observe dans la variété « endonyx » du parasitisme à *Trichophyton soudanense* et *Trichophyton violaceum*, et qui peut échapper à la seule étude mycologique [11].

3. Autres méthodes :

Le recours à la PCR (Polymerase Chain Reaction) permet également de pallier le manque de sensibilité de l'examen direct, qui serait faussement négatif dans près de 30 % des cas. De même, la PCR peut être utile en cas d'examen direct positif et de culture négative. De nombreuses techniques ont été développées, qui permettent la détection in situ du champignon mais aussi parfois l'identification de l'espèce en cause : PCR suivie d'une analyse des produits d'amplification après digestion par une enzyme de restriction (PCR-RFLP), ou d'une détection des produits d'amplification par Elisa (PCR-Elisa), PCR en temps réel et PCR multiplexe [11].

Les techniques de biologie moléculaire représentent indiscutablement une avancée dans le diagnostic direct des onychomycoses. La rapidité de la réponse, apportée parfois dans les 24 heures, est en effet privilégiée par rapport aux résultats des cultures, qui nécessitent souvent un délai de plus de deux semaines. Elles restent, cependant, coûteuses et réservées à des laboratoires spécialisés [11].

L'analyse et l'identification des micro-organismes par spectrométrie de masse est une alternative aux méthodes dépendant de l'ADN et qui est de plus en plus reconnue. Dans un certain nombre d'études, la spectrométrie de masse MALDI-TOF (matrix-assisted laser desorption / ionization time-of-flight) a été appliquée à la classification et à l'identification rapide de micro-organismes. Cette approche permet de détecter des protéines très abondantes dans une plage de masse comprise entre 2 et 20 kDa.

L'avantage frappant des approches spectrales de masse par rapport aux méthodes morphologiques et génétiques est la procédure très simple et directe de préparation de l'échantillon et la courte durée de l'analyse. L'analyse complète, y compris la préparation de l'échantillon et l'évaluation des données, est réalisée en quelques minutes.

La principale condition préalable à une identification réussie des micro-organismes par la méthode MALDI-TOF MS est une base de données archivant les spectres de référence des souches pertinentes, validées sur le plan taxonomique [25].

B. Discussion des résultats :

I. Caractéristiques de la population globale :

L'onychomycose est l'une des infections fongiques les plus courantes et qui est de plus en plus répandue. Elle représente environ 39.6% des mycoses superficielles [6]. Sa prévalence est ainsi estimée entre 6 et 9 % dans la population générale, et entre 14 et 18 % chez les patients vus en consultation de dermatologie [11]. Elle se produit suite à la pénétration du champignon dans la plaque de l'ongle, pouvant toucher aussi bien les ongles des pieds que ceux des mains.

L'onychomycose survient rarement sur un ongle sain. L'âge avancé, sexe, diabète, traumatismes répétés des ongles, mauvaise circulation périphérique, contact prolongé avec des champignons pathogènes, climat chaud et humide, la transpiration excessive, une mauvaise hygiène et un état d'immunodépression sont des facteurs prédisposant au développement de l'infection [26].

Les dermatophytes sont les principaux agents de l'onychomycose, qui causent plus de 90 % des infections des ongles des pieds et 50 % des infections des ongles [26]. La prévalence retrouvée dans notre étude (27.5%) se rapproche de celle retrouvée dans la littérature ; elle correspond à 17.8% dans l'étude de Afshar P. et al [27], 28.18% dans l'étude de Salari S. et al. [28] et 35% dans l'étude de Motamed M. et al. [6].

1. Répartition des patients selon le sexe :

Dans notre travail, 61.1% des patients étaient de sexe féminin. Cette prédominance féminine, également rapportée dans d'autres études, peut être expliquée par le souci esthétique et l'inconfort fonctionnel plus exprimés par les femmes motivant ainsi leur consultation [29]. On retrouve également parmi les facteurs favorisant les microtraumatismes et le contact prolongé avec l'eau au cours des tâches ménagères ainsi que le port d'ongles artificiels et les soins de manucure et pédicure.

Cependant, Shiu Ming Pang et al [6] et Babayani M, et al [26] ont rapporté dans leurs études une prédominance masculine, justifiée par le port de chaussures imperméables ainsi que l'utilisation de chaussures inadaptées et serrées pendant une longue durée de la journée, ce qui crée des conditions propices à la croissance des dermatophytes en raison de l'humidité et de la chaleur autour des orteils. De plus, les onychomycoses chez les femmes sont plutôt d'origine candidosique selon les données de la littérature [30].

2. Répartition des patients selon l'âge :

L'âge moyen de notre population était 47ans avec atteinte plus marquée chez la tranche d'âge (25–45). Nos résultats concordent avec ceux de la littérature qui rapporte une incidence plus élevée chez les adultes jeunes. E.A. Kouotou et al. rapporte une prévalence de 45.3% chez les sujets âgés de 30 à 49 ans [31]. 40% des sujets porteurs d'onychomycose appartenait à la tranche d'âge (31–45 ans) ans l'étude de Yadav P et al. [32]. L'étude de Satpathi P et al. note une atteinte estimée à 42% chez la tranche d'âge (21–40 ans) [33]. Dans l'étude de Sen, Anindita et al. , on a noté un pourcentage de 54% d'onychomycose chez la tranche d'âge (21–40 ans) [34]. Ceci pourrait être attribué à l'exposition plus élevée en rapport avec la profession, les traumatismes liés au sport et à l'utilisation de

chaussures occlusives. En plus, la population jeune est généralement plus soucieuse de son apparence et recherche donc une consultation dermatologique précoce et fréquente [32].

D'autres études ont marqué une prédominance d'atteinte chez les sujets plus âgés. En effet, 49% des patients âgés de plus de 60 ans dans l'étude de Shiu Ming Pang et al. ont présenté une atteinte dermatophytique de l'ongle. Ce résultat a été expliqué par le ralentissement de la pousse des ongles avec l'âge retardant ainsi l'élimination des champignons. Les ongles des personnes âgées peuvent également subir des traumatismes mineurs en raison de la détérioration de l'acuité visuelle, d'une mobilité réduite et d'un mauvais entretien des ongles. D'autres facteurs prédisposent à l'infection, notamment les maladies vasculaires périphériques et le diabète, qui sont tous les deux des comorbidités fréquentes chez les personnes âgées [6].

Les enfants représentent le groupe le moins affecté. Ceci peut être expliqué par la croissance rapide des ongles chez les enfants, donnant moins de chance au champignon de proliférer [30].

3. Répartition des patients selon la localisation des lésions :

L'atteinte dermatophytique des ongles des pieds était la plus fréquente (93.7%) rejoignant les résultats révélés par d'autres études [26, 31, 35, 36]. La fréquence de la contamination des pieds à partir des sols souillés par les dermatophytes anthropophiles, la macération favorisée par le port de chaussures fermées et les microtraumatismes peuvent expliquer la prédominance de l'atteinte des pieds. De plus, la lenteur de la pousse des ongles des orteils ralentit l'élimination du champignon [35].

II. Données mycologiques :

1. Examen direct :

L'examen direct était positif dans 87.2% mettant en évidence des filaments mycéliens dans 77.4% des cas. L'examen direct était négatif dans 12.8% des cas.

L'association d'un examen direct et d'une culture positive augmente la sensibilité et la spécificité du diagnostic.

En effet, l'examen direct est une étape essentielle au diagnostic des onychomycoses en général, et des dermatophyties unguéales en particulier. Il montre le plus souvent la présence de filaments mycéliens septés et réguliers, et permet d'orienter le clinicien vers le diagnostic sans attendre le résultat final de la culture qui tarde le plus souvent à pousser.

La pertinence du résultat de l'examen direct est étroitement liée à la qualité du prélèvement. Les limites de l'examen direct reposent essentiellement sur les difficultés de réalisation de certains prélèvements, notamment en cas d'onychomycose proximale ou d'onychodystrophie totale. Des prélèvements trop superficiels, réalisés au niveau des parties les plus friables de l'ongle, peuvent révéler des filaments mycéliens ou des spores qui correspondent le plus souvent à une contamination de la tablette pathologique par des moisissures saprophytes et non à un parasitisme fongique. Inversement, un examen direct négatif peut être lié à un traitement antérieur par un vernis antifongique, ou à la réalisation d'un prélèvement trop distal [11].

2. Espèces isolées :

Dans notre série, *Trichophyton rubrum* était l'espèce la plus incriminée (95,7%). Ceci est en totale adéquation avec les données rapportées dans diverses études. En effet, *Trichophyton rubrum* est le premier champignon responsable des onychomycoses dermatophytiques. Sa prévalence est de 97% à Casablanca [29], 80.8% à Marrakech [37], 40.6% à Singapour [5], 96,9% en Tunisie [38], 85.1% en France [39], 53.6% en Senegal [40]. *T. rubrum* est une espèce anthropophile qui est responsable d'infections chroniques de la peau et des ongles [5]; Sa transmission se fait à travers les sols humides des douches, piscines et des espaces réservés à l'ablution dans les mosquées. De ce fait, la forte fréquentation, notamment des bains maures, pourrait expliquer en partie la fréquence de ces mycoses chez la population marocaine [41].

En deuxième position, on retrouve *Trichophyton mentagrophytes* var *interdigitale* avec un pourcentage de 3.3%, ce qui concorde avec les résultats rapportés dans la littérature [5, 29, 37]. La variété *interdigitale* du *Trichophyton mentagrophytes* est une variété strictement anthropophile responsable essentiellement d'onychomycoses et d'intertrigo inter-orteils, et qui épargne les cheveux et les poils.

Trichophyton verrucosum a été retrouvé chez 3 de nos patients (0.7%). Il s'agit d'un dermatophyte zoophile responsable principalement de lésions inflammatoires de la peau et du cuir chevelu. L'atteinte unguéale est très rarement rapportée dans la littérature. Dans une étude menée à Singapour sur une population de 229 sujets, *T. verrucosum* a été isolé chez deux patients ; l'un d'eux était un transplanté rénal dont l'état immunodéprimé le prédisposait à l'infection [5].

Quelques espèces peu fréquentes ont été identifiées dans notre série. *T. soudanense*, un dermatophyte anthropophile qui cause essentiellement les teignes du cuir chevelu, a été isolé chez un patient rejoignant les résultats de l'étude de Shiu Ming

Pang et al.[5]. *E. floccosum*, souvent responsable d'intertrigo inter-orteils, peut aussi causer des onychomycoses mais dont la prévalence reste peu importante. Un seul cas d'onychomycose à *E. floccosum* a été enregistré dans notre série, rejoignant les résultats trouvés dans plusieurs études [5, 26,42].

CONCLUSION

La moitié des onychopathies sont d'origine fongique et l'examen mycologique de toute lésion unguéale garde tout son intérêt pour confirmer le diagnostic d'une onychomycose [3].

Cette affection n'est généralement pas grave mais peut causer des complications à type d'érysipèle et des problèmes liés à la contagion dans les établissements et lieux publics (piscines, hammams, douches, mosquées, salles de sport. . .) [2].

Le diagnostic biologique d'onychomycose permet également d'éviter les éventuels effets secondaires et le coût des traitements empiriques prescrits de manière inadaptée chez des malades déjà poly-médicamentés pour une infection mycosique qui n'existe pas.

RESUME :

Introduction :

Les dermatophytes sont des champignons filamenteux caractérisés par leur affinité accrue à la kératine de la peau et des phanères, et qui représentent l'agent étiologique principal des onychomycoses. L'objectif de ce travail est de dégager le profil épidémiologique et mycologique des onychomycoses à dermatophytes diagnostiquées au laboratoire de parasitologie et mycologie du CHU Hassan II de Fès.

Matériels et méthodes :

Il s'agit d'une étude rétrospective descriptive menée au sein du laboratoire de parasitologie mycologie du CHU Hassan II de Fès incluant des patients adressés pour prélèvement mycologique d'ongle durant une période de 6 ans allant de Novembre 2015 à Octobre 2021. L'identification des différentes espèces de dermatophytes responsables d'onychomycoses a été basée sur l'observation des aspects macroscopiques et microscopiques des colonies.

Résultats :

De ces 1673 patients, 460 étaient confirmés porteurs d'onychomycose à dermatophyte, soit une prévalence de 27.5 %. L'âge des patients variait de 9 ans à 87 ans avec une moyenne d'âge de 47.94 ans. L'atteinte était plus retrouvée chez les femmes que chez les hommes avec un sexe ratio H/F=0.63. La localisation au niveau des pieds a prédominé avec un pourcentage de 93.7%. *Trichophyton rubrum* était le genre majoritaire (95.7%), suivi par *Trichophyton mentagrophytes* var *interdigitale* (3.3%), *Trichophyton verrucosum* (0.7%), *Trichophyton soudanense* (0.2%), et *Epidermophyton floccosum* (0.2%).

Conclusion :

Trichophyton rubrum est le genre le plus impliqué dans les onychomycoses à dermatophytes conformément aux données de la littérature. Ce travail met l'accent sur l'apport de l'examen mycologique dans la confirmation de l'origine fongique des onychopathies orientant ainsi le traitement.

ABSTRACT:

Introduction:

Dermatophytes are filamentous fungi characterized by their increased affinity to the keratin of the skin and phanera, and represent the main etiological agent of onychomycosis. The objective of this work is to identify the epidemiological and mycological profile of dermatophyte onychomycoses diagnosed at the laboratory of parasitology and mycology of the Hassan II university hospital of Fez.

Materials and methods:

This is a retrospective descriptive study conducted in the laboratory of parasitology mycology of the Hassan II University Hospital of Fez including patients referred for mycological nail sampling during a period of 6 years from November 2015 to October 2021. The identification of the different species of dermatophytes responsible for onychomycosis was based on the observation of macroscopic and microscopic aspects of the colonies.

Results:

Of these 1673 patients, 460 were confirmed carriers of dermatophyte onychomycosis with a prevalence of 27.5%. The age ranged from 9 to 87 years with an average age of 47.94 years. The disease was more common in women than in men, with a sex ratio of 0.63. Localization on the feet was predominant with a percentage of 93.7%. *Trichophyton rubrum* was the commonest dermatophyte isolated (95.7%), followed by *Trichophyton mentagrophytes var interdigitale* (3.3%), *Trichophyton verrucosum* (0.7%), *Trichophyton soudanense* (0.2%), and *Epidermophyton floccosum* (0.2%).

Conclusion:

Trichophyton rubrum is the genus most involved in dermatophyte onychomycosis in accordance with the data in the literature. This work emphasizes the contribution of mycological examination in the confirmation of the fungal origin of nail diseases, thus orienting the treatment.

BIBLIOGRAPHIE

- [1]. Mostafa Chadeganipour and Rasoul Mohammadi, Causative Agents of Onychomycosis: A 7-Year Study. *Journal of Clinical Laboratory Analysis* 30: 1013–1020 (2016). DOI:10.1002/jcla.21973
- [2]. Alexander K.C. Leung et al. Onychomycosis: An Updated Review. *Recent Patents on Inflammation & Allergy Drug Discovery* 2020, 14, 32–45, Bentham Science Publishers. DOI:10.2174/1872213X13666191026090713
- [3]. I. Halim, F. El Kadioui, and M. Soussi Abdallaoui, “Les onychomycoses à Casablanca (Maroc),” *J. Mycol. Médicale*, vol. 23, no. 1, pp. 9–14, Mar. 2013, doi: 10.1016/j.mycmed.2012.10.002
- [4]. Dominique Chabasse, Claude Guiguen. *Dermatophytes : difficultés d’interprétation et pièges du diagnostic mycologique. REVUE FRANCOPHONE DES LABORATOIRES*, N° 510, MARS 2019, Elsevier Masson SAS.
- [5]. de Hoog GS, Dukik K, Monod M, et al. Toward a novel multilocus phylogenetic taxonomy for the dermatophytes. *Mycopathologia* 2017;182:5–31.
- [6]. Shiu Ming Pang et al., Tinea unguium onychomycosis caused by dermatophytes: a ten-year (2005–2014) retrospective study in a tertiary hospital in Singapore. *Singapore Med J* 2018; 59(10): 524–527. <https://doi.org/10.11622/smedj.2018037>.
- [7]. Motamedi M, Ghasemi Z, Shidfar MR, Hosseinpour L, et al. Growing incidence of non-dermatophyte onychomycosis in Tehran, Iran. *Jundishapur J Microbiol* 2016;9:1—6. doi: 10.5812/jjm.40543.
- [8]. Goettmann S. *Pathologie unguéale. EMC – Dermatol.* 2003, vol. 2, p. 1-40
- [9]. Bonnetblanc J-M. Item 288 – Troubles des phanères : onyxis. *Ann. Dermatol. Vénéréologie*, 2012 vol. 139, p. A209-A212
- [10]. Baran R, Piérard GE. *Onychomycoses*. Paris : Masson, 2004).
- [11]. Scrivener JN.: *Onychomycoses : épidémiologie et clinique. Revue francophone des laboratoires*. mai 2011. n°432 // 35.

- [12]. D. Chabasse , M. Pihet, Méthodes de diagnostic d'une onychomycose. Journal de Mycologie Médicale (2014).
<http://dx.doi.org/10.1016/j.mycmed.2014.10.006>.
- [13]. Foulet F, Cremer G. Prélèvement et diagnostic clinique des onychomycoses. Ann Dermatol Venereol 2003;30:1244—7.
- [14]. Weinberg JM, Koestenblatt EK, Tutrone WD, Tishler HR, Najarian L. Comparison of diagnostic methods in the evaluation of onychomycosis. J Am Acad Dermatol 2003;49:193–7.
- [15]. Abdelrahman T, Letscher Bru V, Waller J, Noacco G, Candolfi E. Dermatormycosis: comparison of the performance of calcofl uor and potassium hydroxide 30% for the direct examination of skin scrapings and nails. J Mycol Méd 2006;16:87–91.
- [16]. Chabasse D, Contet–Audonneau N, Bouchara JP, Basile AM. Moisissures, dermatophytes, levures. Du prélèvement au diagnostic. Paris: BioMérieux, Collection Education; 2008.
- [17]. Guillot, Jacques & Latié, L & Deville, M & Halos, Lénaïg & Chermette, R. (2001). Evaluation of dermatophyte test medium RapidVet–D. Veterinary dermatology. 12. 123–7. 10.1046/j.1365–3164.2001.00217.x.
- [18]. Anne Marijon, Elisabeth Hodille, Yohann Jourdy, Camille Buffaz, Camille Louvrier. Parasitologie et mycologie médicale pratique, 2e édition, mars 2020.p 222–225
- [19]. Chabasse, Dominique & Pihet, Marc. (2008). Les dermatophytes : les difficultés du diagnostic mycologique. Revue Francophone Des Laboratoires. 2008. 29–38. 10.1016/S1773–035X(08)74522–2.
- [20]. Ajello L, Georg L. In vitro hair cultures for differentiating between atypical isolates of Trichophyton mentagrophytes and Trichophyton rubrum. Mycopathol Mycol Appl 1957;8:3–17.
- [21]. RIPERT Christian . Mycologie médicale. P 328. LAVOISIER 2013.

- [22]. Lawry MA, Haneke E, Strobeck K, Martin S, Zimmer B, Romano PS. Methods for diagnosing onychomycosis: a comparative study and review of the literature. *Arch Dermatol* 2000;136:1112—6.
- [23]. Aresse JE, Quatresooz P, Piérard–Franchimont C, Piérard GE. Histomycologie unguéale. *Ann Dermatol Venereol* 2003; 130:1254—9.
- [24]. Piérard GE, Aresse JE, Quatresooz P. Histomycologie de la biodiversité des onychomycoses. In: Baran R, Piérard GE, editors. *Onychomycoses*, Paris: Abrégés Masson; 2004. p. 91–104.
- [25]. Christophe Perrin. Apport de l’histopathologie dans le diagnostic d’une onychopathie. *REVUE FRANCOPHONE DES LABORATOIRES – MAI 2011 – N°432*. Elsevier Masson SAS.
- [26]. Erhard, M., Hipler, U.–C., Burmester, A., Brakhage, A. A., & Wöstemeyer, J. (2008). Identification of dermatophyte species causing onychomycosis and tinea pedis by MALDI TOF mass spectrometry. *Experimental Dermatology*, 17(4), 356–361. doi:10.1111/j.1600 0625.2007.00649.x
- [27]. Babayani M, et al. Onychomycosis due to dermatophytes species in Iran: Prevalence rates, causative agents, predisposing factors and diagnosis based on microscopic morphometric findings. *Journal De Mycologie Médicale* (2018), <https://doi.org/10.1016/j.mycmed.2017.12.009>.
- [28]. Afshar P, Khodavaisy S, Kalhori S, Ghasemi M, Razavyoon T. Onychomycosis in north–East of Iran. *Iran J Microbiol* 2014;6:98—103.
- [29]. Salari S, Ayatollahi Mousavi SA, Hadizadeh S, Izadi A. Epidemiology of dermatomycoses in Kerman province, southeast Iran: a 10–years retrospective study (2004—2014). *Microb Pathog* 2017;110:561—7.
- [30]. I. Halim, F. El Kadioui, and M. Soussi Abdallaoui, “Les onychomycoses à Casablanca (Maroc),” *J. Mycol. Médicale*, vol. 23, no. 1, pp. 9–14, Mar. 2013, doi: 10.1016/j.mycmed.2012.10.002.

- [31]. S. Aman, T. S. Haroon, I. Hussain, M. A. Bokhari, K. Khurshid, Tinea unguium in Lahore, Pakistan, Medical Mycology, Volume 39, Issue 2, 2001, Pages 177–180, <https://doi.org/10.1080/mmy.39.2.177.180>.
- [32]. Kouotou EA, et al. Profil mycologique des onychomycoses vues en consultation de dermatologie à Yaoundé, Cameroun. Journal De Mycologie Médicale (2017), <http://dx.doi.org/10.1016/j.mycmed.2017.03.002>.
- [33]. Yadav P, Singal A, Pandhi D, Das S. Clinico–mycological study of dermatophyte toenail onychomycosis in New Delhi, India. Indian J Dermatol. 2015;60:153–8. doi: 10.4103/0019–5154.152511.
- [34]. Satpathi P et al. Onychomycosis in Eastern India–study in a peripheral tertiary care centre. Journal of Pakistan Association of Dermatologists 2013; 23(1):14–19.
- [35]. Anindita Sen et al. A Study of Onychomycosis at a Tertiary Care Hospital in Eastern Bihar. Indian J Dermatol. 2018 Mar–Apr; 63(2): 141–146. doi: 10.4103/ijd.IJD_630_16.
- [36]. Nzenze Afène S, Ngoungou EB, Mabika Mamfoumbi M, Bouyou Akotet MK, Avome Mba IM, Kombila M. Les onychomycoses au Gabon : aspects cliniques et mycologiques. J Mycol Med 2011;21:248—55. Doi : 10.1016/j.mycmed.2011.09.005
- [37]. Bianca Maria Piraccini* and Aurora Alessandrini, Onychomycosis: A Review, J Fungi (Basel). 2015 Jun; 1(1): 30–43. Published online 2015 Mar 27. doi: 10.3390/jof1010030.
- [38]. Fatima Babokh, Zineb Nassiri, El Mostafa El Mezouari, Redouane Moutaj. Onychomycosis in the Military Hospital of Marrakesh: A Five–year Experience. American Journal of Laboratory Medicine. Vol. 6, No. 4, 2021, pp. 66–69. doi: 10.11648/j.ajlm.20210604.13.

- [39]. Ben Youssef, A. Kallel Z. Azaiz, S. Jemel, N. Bada, A. Chouchen, N. Belhadj–Salah, N. Fakhfakh, S. Belhadj, K. Kallel. Onychomycosis: Which fungal species are involved? Experience of the Laboratory of Parasitology–Mycology of the Rabta Hospital of Tunis A. *Journal de Mycologie Médicale*. Volume 28, Issue 4, December 2018, Pages 651–654.
- [40]. P. Zukervar, G. Dabin, T. Secchi, A. Petiot–Roland, N. Mathon, M. Maccari, B. Pincemaille, A. Colcombet–Navarranne a, G. Rigot–Muller a, V. Batut a, S. Picot b, A.–L. Bienvenu b. Étude des onychomycoses en médecine de ville dans la région lyonnaise, France. *Journal de Mycologie Médicale* (2011) 21, 118—122.
- [41]. M. C. Seck, D. Ndiaye, K. Diongue, M. Ndiay, A. S. Badiane, D. Sow, K. Sylla, R. Tine, J. L. Ndiaye. Profil mycologique des onychomycoses à Dakar (Sénégal) *Journal de Mycologie Médicale* (2014) 24, 124—128.
- [42]. Skali A. Enquête sur la flore fongique du sol de 14 Hammams de Casablanca. Thèse de Médecine. Faculté de Médecine et de Pharmacie de Casablanca. 1987, no 254.
- [43]. Hay RJ, Baran R. Fungal (Onychomycosis) and Other Infections Involving Nail Apparatus. In: Baran R, de Berker DA, Holberg M, Thomas L. Baran and Dawber's Diseases of the Nails and their Management. 4th ed. Oxford: Wiley– Blackwell, 2012.