

ACADÉMIE D'ORLÉANS-TOURS

UNIVERSITÉ DE TOURS

FACULTE DE PHARMACIE « Philippe MAUPAS »

Année 2020

N  2

MÉMOIRE DE DIPLÔME D'ÉTUDES SPÉCIALISÉES

En BIOLOGIE MEDICALE

TENANT LIEU DE THÈSE D'EXERCICE

pour le

DIPLÔME D'ÉTAT DE DOCTEUR EN PHARMACIE

Par

BAJAL, Marielle, n e le 21/07/1991   SCHOELCHER

PRÉSENTÉE ET SOUTENUE PUBLIQUEMENT LE 08/01/2020

**Epidémiologie des mycoses superficielles au CHU de la
Martinique:  tude rétrospective du 1er janvier 2014 au 31
décembre 2018.**

JURY

Président : Madame le Professeur, Isabelle DIMIER-POISSON,
Faculté de Pharmacie - TOURS

Directeur : Madame le Docteur Nicole DESBOIS,
CHU de la MARTINIQUE

Membres :

Monsieur le Professeur Gilles NEVEZ,
Faculté de médecine - BREST

Monsieur le Professeur Jacques CHANDENIER,
Faculté de médecine - TOURS

Madame le Docteur Solène LE GAL ,
Faculté de médecine - BREST

Liste des enseignants



ANNEE : 2019 - 2020

Directrice : Pr Véronique MAUPOIL

Directeur Adjoint : M. Hervé MARCHAIS

Assesseurs : Pr Daniel ANTIER, M. Matthieu JUSTE, Pr Karine MAHEO, Mme Audrey OUDIN

ENSEIGNANTS

17 PROFESSEURS

ALLOUCHI	Hassan	CHIMIE PHYSIQUE
ANTIER	Daniel	PHARMACIE CLINIQUE
BARIN	Francis	MICROBIOLOGIE-IMMUNOLOGIE-BIOEPIDEMIOLOGIE
BRAND	Denys	MICROBIOLOGIE-IMMUNOLOGIE-BIOEPIDEMIOLOGIE
CHEVALIER	Stéphane	BIOCHIMIE GENERALE & BIOTHERAPIE
CHOURPA	Igor	CHIMIE ANALYTIQUE & HYDROLOGIE
CLASTRE	Marc	BIOLOGIE CELLULAIRE & BIOCHIMIE VEGETALE
DIMIER-POISSON	Isabelle	IMMUNOLOGIE PARASITAIRE
EMOND	Patrick	BIOPHYSIQUE & MATHEMATIQUES
ENGUEHARD-GUEIFFIER	Cécile	PHARMACOGNOSIE
GIRAudeau	Bruno	BIOPHYSIQUE & MATHEMATIQUES
LANOTTE	Philippe	MICROBIOLOGIE-IMMUNOLOGIE-BIOEPIDEMIOLOGIE
MAHEO	Karine	PHYSIOLOGIE
MAUPOIL-DAVID	Veronique	PHARMACOLOGIE
POUPLARD	Claire	HEMATOLOGIE
THIBAUT	Gilles	MICROBIOLOGIE-IMMUNOLOGIE-BIOEPIDEMIOLOGIE
VIAUD-MASSUARD	Marie-Claude	CHIMIE ORGANIQUE

2 PROFESSEURS EMERITES

AGAFONOV	Viatcheslav	CHIMIE PHYSIQUE
GUILLOTEAU	Denis	BIOPHYSIQUE & MATHEMATIQUES

38 MAITRES DE CONFERENCES

ALLARD-VANNIER	Emilie	PHARMACIE GALENIQUE
ARLICOT	Nicolas	BIOPHYSIQUE & MATHEMATIQUES
AUBREY	Nicolas	BIOCHIMIE GENERALE & BIOTHERAPIE
BAKRI	Françoise	HYGIENE SANTE PUBLIQUE & TOXICOLOGIE
BESSON	Pierre	PHYSIOLOGIE
BONNIER	Franck	CHIMIE ANALYTIQUE & HYDROLOGIE
BOUDESOCQUE-DELAYE	Leslie	PHARMACOGNOSIE
BOUVIN-PLY	Mélanie	MICROBIOLOGIE-IMMUNOLOGIE-BIOEPIDEMIOLOGIE
BRAIBANT	Martine	MICROBIOLOGIE-IMMUNOLOGIE-BIOEPIDEMIOLOGIE
BREDELOUX	Pierre	PHARMACOLOGIE
DAVID	Stéphanie	PHARMACIE GALENIQUE
DEBIERRE-GROCKIEGO	Françoise	IMMUNOLOGIE PARASITAIRE

DELAYE	Pierre-Olivier	CHIMIE THERAPEUTIQUE
DENEVAULT	Caroline	CHIMIE THERAPEUTIQUE
DOUZIECH-EYROLLES	Laurence	AFFAIRE REGLEMENTAIRE ET MANAGEMENT DE LA QUALITE
DUMAS	Jean-François	BIOCHIMIE GENERALE ET BIOTHERAPIE
GERMON	Stéphanie	IMMUNOLOGIE PARASITAIRE
GLEVAREC	Gaëlle	BIOLOGIE CELLULAIRE & BIOCHIMIE VEGETALE
HERVE-AUBERT	Katel	CHIMIE ANALYTIQUE & HYDROLOGIE
JUSTE	Matthieu	IMMUNOLOGIE PARASITAIRE
LAJOIE	Laurie	MICROBIOLOGIE-IMMUNOLOGIE-BIOEPIDEMIOLOGIE
LANOUE	Arnaud	BIOLOGIE CELLULAIRE & BIOCHIMIE VEGETALE
MARC	Jillian	BIOMOLECULES ET BIOTECHNOLOGIES VEGETALES
MARCHAIS	Hervé	PHARMACIE GALENIQUE
MAVEL	Sylvie	CHIMIE THERAPEUTIQUE
MUNNIER	Emilie	PHARMACIE GALENIQUE
OMBETTA-GOKA	Jean-Edouard	CHIMIE ORGANIQUE
UDIN	Audrey	BIOLOGIE CELLULAIRE & BIOCHIMIE VEGETALE
PASQUALIN	Côme	PHARMACOLOGIE
PRIE	Gildas	CHIMIE ORGANIQUE
RESPAUD	Renaud	CHIMIE ANALYTIQUE & HYDROLOGIE
SOUCE	Martin	CHIMIE ANALYTIQUE & HYDROLOGIE
TAUBER	Clovis	BIOPHYSIQUE & MATHEMATIQUES
VELGE-ROUSSEL	Florence	IMMUNOLOGIE PARASITAIRE
VERCOUILLIE	Johnny	BIOPHYSIQUE & MATHEMATIQUES
VERGOTE	Jackie	AFFAIRE REGLEMENTAIRE ET MANAGEMENT DE LA QUALITE
VIERRON	Emilie	BIOPHYSIQUE & MATHEMATIQUES
ZHANG	Bei-Li	PHARMACOLOGIE

1 DIRECTEUR DE RECHERCHE

CHALON	Sylvie	INSERM
--------	--------	--------

2 CHARGES DE RECHERCHE

MEVELEC	Marie-Noëlle	INRA
MOIRE	Nathalie	INRA

1 PRAG

WALTERS-GALOPIN	Susan	ANGLAIS
-----------------	-------	---------

3 AHU

FOUCAULT	Amélie	HEMATOLOGIE
FOUCAULT-FRUCHARD	Laura	PHARMACIE CLINIQUE
MARLET	Julien	MICROBIOLOGIE-IMMUNOLOGIE-BIOEPIDEMIOLOGIE

4 ATER

BILLET	Kevin	BIOLOGIE CELLULAIRE & BIOCHIMIE VEGETALE
DRIOUCH	Abderrazzak	BIOPHYSIQUE & MATHEMATIQUES
LAKHRIF	Zineb	FORMATIONS BIO3 INSTITUTE
VERGES	Valentin	BIOLOGIE CELLULAIRE & BIOCHIMIE VEGETALE

Remerciements

A la présidente du Jury, Madame I. DIMIER-POISSON,
Professeur des universités à la faculté de pharmacie de Tours.
Vous me faites l'honneur d'accepter d'être la présidente de jury.
Veuillez trouver ici l'expression de ma gratitude et de mes remerciements les plus sincères.

Au juge, Monsieur le Professeur G. NEVEZ,
PU-PH, laboratoire de Parasitologie-Mycologie CHRU de Brest.
Merci pour vos enseignements lors de mon premier stage d'interne à Brest et pour votre soutien immédiat lors de la constitution de mon dossier de demande de stage inter-CHU, sans lequel ce travail n'aurait pas pu se faire. Soyez assuré de ma profonde gratitude et de ma sincère reconnaissance.

Au juge, Monsieur le Professeur J. CHANDENIER,
PU-PH, laboratoire de Parasitologie-Mycologie CHRU de Tours.
Je suis honorée de votre présence et vous remercie de la spontanéité avec laquelle vous avez accepté de juger ce travail. Merci pour vos enseignements lors de ma formation en tant qu'interne de parasitologie-mycologie dans la région Ouest et pour votre soutien lors de ma demande de stage inter-CHU.

Au juge, Madame le Docteur Solène LE GAL,
MCU-PH en Parasitologie-Mycologie au CHRU de BREST.
Merci d'avoir accepté de faire partie de mon jury et de me faire partager ton regard sur mon travail. Je te remercie également pour ta pédagogie et tous les enseignements transmis lors de ma formation initiale en tant qu'interne à Brest, dans la simplicité et la bonne humeur.

A Monsieur le Professeur Jorge DOMENECH,
Merci de vos conseils avisés et de votre soutien lors de la constitution de mes dossiers de candidature de stage inter-CHU, sans lesquels je n'aurais pas pu réaliser ce travail.

Madame le Docteur N. DESBOIS, PH,
Laboratoire de Parasitologie-Mycologie, CHU de la Martinique (CHUM).
Pour avoir accepté d'être ma directrice de thèse et m'avoir fait confiance pour travailler ce sujet. Pour votre intérêt envers ce travail, et votre patience dans sa relecture et sa correction, malgré la distance et les contraintes horaires, veuillez trouver ici l'expression de mes sincères remerciements.

C. MIOSSEC, PH, Laboratoire de Parasitologie-Mycologie, CHU de la Martinique (CHUM).
Pour m'avoir guidée dans la réalisation des toutes premières requêtes mais aussi des tous premiers prélèvements en stage. Merci pour ta pédagogie et ta sympathie.

Y. LE GOVIC, PH, Laboratoire de Parasitologie-Mycologie, CHU de la Martinique (CHUM).
Pour tes conseils d'articles et de thèse à lire en lien avec mon sujet de thèse qui m'ont bien aidée.

A l'ensemble du personnel du laboratoire de Parasitologie-Mycologie du CHUM, et à tout le personnel du pôle de biologie avec qui j'ai travaillé pendant « mon année inter-CHU »
Pour votre accueil chaleureux et votre soutien.

Monsieur M. DRAME, de la Délégation à la Recherche Clinique et à l'Innovation (DRCI) du CHUM pour ses conseils avisés et son aide à la réalisation et interprétation des tests statistiques.

X.JEAN-CHARLES et à son entreprise EXCEL-DOM, pour son aide au traitement des données sur EXCEL, sans qui ce travail n'aurait même pas commencé. Ta pédagogie et ta disponibilité à tout moment même dans l'urgence m'ont permis de ne pas abandonner et de tenir les délais.

Merci à tous les préleveurs ayant participé indirectement à ce travail : DESBOIS Nicole, MIOSSEC Charline, JACOB Stéphanie, LE GOVIC Yohann, COURDURIE Christophe, GREGORY, BERRETTE Nathalie, BATTERY Emilie, CHRISTINE Esther, TESSIER Eve, BONNET Pierre, MONPIERRE Lorra, CHICHMANIAN Edouard.

Merci à mes parents, mes grands-parents, ma sœur et toute ma famille pour leur soutien sans faille.

Merci à tous mes amis et famille de cœur qui m'ont toujours soutenue de près ou de loin.

Serment de Galien



UNIVERSITÉ FRANÇOIS RABELAIS
TOURS

U.F.R. DES SCIENCES PHARMACEUTIQUES
"PHILIPPE MAUPAS"

SERMENT DE GALIEN

Je jure, en présence des maîtres de la faculté, des conseillers de l'ordre des pharmaciens et de mes condisciples :

***D'**honorer ceux qui m'ont instruit dans les préceptes de mon art et de leur témoigner ma reconnaissance en restant fidèle à leur enseignement ;*

***D'**exercer, dans l'intérêt de la santé publique, ma profession avec conscience et de respecter non seulement la législation en vigueur, mais aussi les règles de l'honneur, de la probité et du désintéressement ;*

***D**e ne jamais oublier ma responsabilité et mes devoirs envers le malade et sa dignité humaine.*

***E**n aucun cas, je ne consentirai à utiliser mes connaissances et mon état pour corrompre les mœurs et favoriser des actes criminels.*

***Q**ue les hommes m'accordent leur estime si je suis fidèle à mes promesses.*

***Q**ue je sois couvert d'opprobre et méprisé de mes confrères si j'y manque.*

SOMMAIRE

Liste des enseignants.....	3
Remerciements.....	5
Serment de Galien	7
SOMMAIRE	8
Liste des figures	10
Liste des tableaux	11
Liste des annexes.....	13
Liste des abréviations	14
I. INTRODUCTION.....	16
II. GENERALITES.....	17
1. Principaux agents fongiques responsables de mycoses superficielles	17
2. Physiopathologie et clinique des mycoses superficielles.....	17
3. Modes de contamination	20
4. Indications d'un examen mycologique pour le diagnostic de mycoses superficielles.....	21
III. DU PRELEVEMENT A L'INTERPRETATION	22
1. Phase pré-analytique	22
1.1. Pré-requis	22
1.2. Examen clinique du patient	22
1.3. Interrogatoire	23
1.4. Réalisation du prélèvement	24
2. Phase analytique	27
2.1. Examen direct	27
2.2. Culture.....	28
2.3. Techniques complémentaires	31
2.4. Autres techniques récentes d'identification.....	32
3. Phase post-analytique	33
3.1. Interprétation.....	33
3.2. Difficultés d'interprétation	34
IV. DE L'INTERPRETATION A LA GUERISON.....	36
1. Traitements antifongiques - consensus thérapeutiques	36
1.1. Dermatophytoses	36
1.2. Candidoses	38
1.3. Pytirosporoses.....	39

1.4. Onychomycoses à moisissures	40
2. Evolution	41
V. MATERIELS ET METHODES.....	42
1. Recueil et analyse des données.....	42
2. Recueil et analyse des prélèvements	43
3. Démarche Interprétative	47
VI. RESULTATS	48
1. Caractéristiques de la population étudiée	48
2. Résultats d'examen direct et de culture (ED/culture)	56
3. Répartition globale des isoléments en culture dans les échantillons	58
3.1. Résultats des cultures.....	58
3.2. Isoléments en culture	58
3.3. Isoléments en culture de nature fongique	59
3.4. Classification « Pathogènes Stricts (PS)- Positifs Autres (PA) »	61
3.5. Taux de positifs dans les échantillons.....	63
4. Mycoses superficielles à pathogènes stricts (PS) dans la population étudiée.....	64
4.1. Tri des isoléments de PS en culture	64
4.2. Tableau récapitulatif de différents types de mycose et localisations cliniques associés aux isoléments de PS recensés	65
4.3. Fréquence des mycoses superficielles à PS dans la population étudiée.....	66
4.4. Répartition des isoléments de PS assimilés aux cas de mycoses localisées.....	68
4.5. Mycoses cutanées	70
4.6. Onychomycoses : Pieds -Mains	77
4.7. Périonyxis	78
4.8. Mycoses du cuir chevelu/cheveux.....	79
4.9. Age moyen et sex-ratio chez les patients atteints de mycoses à PS	81
5. Mycoses superficielles à moisissures dans la population étudiée.....	82
6. Mycoses superficielles à Levures non <i>Candida albicans</i> (LNCA) dans la population étudiée	84
7. Pytirosporoses à <i>Malassezia sp.</i> dans la population étudiée	84
VII. DISCUSSION	86
VIII. CONCLUSION.....	90
IX. Annexes.....	91
X. Glossaire	108
XI. Bibliographie.....	109

Liste des figures

Figure 1 : Lésion de la peau glabre typique d'une atteinte dermatophytique.	17
Figure 2 : Aspects cliniques de teignes.	18
Figure 3 : Onychomycose proximale à <i>Candida albicans</i>	19
Figure 4 : Aspect de Pytiriasis versicolor.	20
Figure 5 : Différents types d'onychomycose selon la voie de pénétration fongique dans l'appareil unguéal.	23
Figure 6 : Epidermophytie circinée : lésion clinique et représentation schématique.	25
Figure 7 : Aspect clinique de lésions des plis.	25
Figure 8 : Aspect clinique d'hyperkératose plantaire.	26
Figure 9 : Illustration de la technique de la culture sur lame.	31
Figure 10 : Logigramme d'interprétation des résultats de l'examen direct et de la culture mycologique des prélèvements d'ongle.	34
Figure 11 : Logigramme d'aide à l'identification des champignons filamenteux.	45
Figure 12 : Répartition des patients par tranches d'âge.	49
Figure 13 : Durée d'évolution des lésions avant le prélèvement.	54
Figure 14 : Antécédents médicaux retrouvés parmi les facteurs de risque de mycose dans la population étudiée.	55
Figure 15 : Pathologies retrouvées chez les patients avec facteur de risque terrain immunodéprimé/traitement immunosuppresseurs.	55
Figure 16 : Détail des autres facteurs de risques retrouvés dans la population étudiée.	56
Figure 17 : Dénombrement des isoléments de nature fongique en culture.	59
Figure 18 : Répartition des isoléments de nature fongique en culture dans les échantillons en pathogènes stricts (PS) et positifs autres (PA).	63
Figure 19 : Taux de positifs dans les échantillons en culture.	64
Figure 20 : Fréquence des différents types de mycoses à pathogènes stricts (PS) dans la population étudiée.	67
Figure 21 : Fréquence des différentes localisations de mycoses à pathogènes stricts (PS) dans la population étudiée.	68
Figure 22 : Répartition des isoléments de Pathogènes stricts (PS) dans les cas de mycoses superficielles localisées recensés ; détail des espèces dermatophytes.	69
Figure 23 : Répartition des isoléments de Pathogènes stricts (PS) selon le type de mycose.	70
Figure 24 : Répartition des localisations retrouvées dans les cas de mycoses cutanées.	71
Figure 25 : Répartition des isoléments de pathogènes stricts (PS) dans les mycoses cutanées selon la localisation.	72
Figure 26 : Répartition des isoléments de Dermatophytes dans les mycoses cutanées selon la localisation.	73
Figure 27 : Répartition des localisations des onychomycoses.	77
Figure 28 : Répartition des isoléments de PS dans les onychomycoses selon la localisation mains-pieds.	77
Figure 29 : Répartition des dermatophytes dans les cas de teignes identifiés.	80
Figure 30 : Evolution du spectre dermatophytique dans les teignes observées au laboratoire du CHUM sur 15 ans.	81

Liste des tableaux

Tableau 1: Caractères culturels et microscopiques des principaux dermatophytes.	30
Tableau 2 : Nombre de patients, type de visites et échantillons prélevés correspondant.	48
Tableau 3 : Répartition hommes-femmes dans la population étudiée.	48
Tableau 4 : Tranches d'âge observées dans la population étudiée.	49
Tableau 5: Répartition des médecins prescripteurs d'examen mycologiques de la peau et des phanères en proportion du nombre d'échantillons analysés.	50
Tableau 6 : Lieu de réalisation des prélèvements.	50
Tableau 7 : Nature des prélèvements dans les échantillons.	51
Tableau 8 : Localisations des prélèvements de squames unguéales dans les échantillons.	51
Tableau 9 : Localisations des prélèvements de squames cutanées dans les échantillons.	52
Tableau 10 : Localisation des prélèvements de squames du cuir chevelu/cheveux dans les échantillons.	52
Tableau 11 : Localisation des prélèvements de périonyxis dans les échantillons.	53
Tableau 12 : Durée d'évolution de l'atteinte superficielle avant le prélèvement.	53
Tableau 13 : Notion de traitement antifongique (local ou per os) antérieur au prélèvement.	54
Tableau 14 : Résultats d'examen direct dans les échantillons.	57
Tableau 15 : Résultats des examens directs permettant la visualisation des spores, levures ou filaments associés aux résultats de culture à pathogènes stricts (PS).	57
Tableau 16 : Résultats des examens directs permettant la visualisation des filaments associés aux résultats de culture à pathogènes stricts (PS).	57
Tableau 17 : Résultats des cultures dans les échantillons.	58
Tableau 18 : Bilan des isollements retrouvés en culture dans les échantillons.	59
Tableau 19: Répartition des isollements de nature fongique en culture dans les échantillons.	60
Tableau 20: Répartition des isollements de nature fongique en culture dans les échantillons en pathogènes stricts (PS) et positifs autres (PA).	62
Tableau 21 : Taux de positifs dans les échantillons en culture. 1. Moissures non pseudo- dermatophytes.	63
Tableau 22 : Tableau récapitulatif des différents types de mycose et localisations associés aux isollements de pathogènes stricts (PS) recensés.	65
Tableau 23 : Répartition des isollements de Pathogènes stricts (PS) dans les cas de mycoses superficielles localisées recensés.	69
Tableau 24 : Répartition des isollements de pathogènes stricts (PS) dans les mycoses cutanées des pieds selon la zone des pieds atteinte.	74
Tableau 25 : Répartition des isollements de pathogènes stricts (PS) dans les mycoses cutanées des mains selon la zone des mains atteinte.	74
Tableau 26 : Récapitulatif des résultats d'examen mycologique des pieds chez les patients atteints de mycose de la paume des mains à Dermatophytes (D) ou Pseudo-dermatophytes (PD).	75
Tableau 27 : Répartition des isollements de pathogènes stricts (PS) dans les mycoses cutanées des grands plis selon le type de grand pli atteint.	76
Tableau 28 : Détail des espèces de Pathogènes stricts (PS) isolés au niveau des grands plis et d'autres localisations chez les patients atteints de mycoses localisées multiples.	76
Tableau 29 : Bilan des localisations annexes de mycoses retrouvées sur la zone des pieds chez les patients atteints d'onychomycose des orteils.	78

Tableau 30 : Répartition des isollements de pathogènes stricts selon la localisation des paronychies.	79
Tableau 31 : Répartition des isollements de PS dans les prélèvements de cuir chevelu/cheveux.	79
Tableau 32 : Age moyen et sex-ratio chez les patients atteints de différents types mycoses à PS.	81
Tableau 33 : Bilan des cas identifiés d'onxyxis à Moisissures (confirmés par examen de contrôle).	83

Liste des annexes

Annexe 1: Thérapies utiles dans la prise en charge des onychomycoses	91
Annexe 2 : Effets indésirables, interactions médicamenteuses et précautions d'emploi des molécules antifongiques indiquées dans le traitement des onychomycoses.	92
Annexe 3: Fiche de renseignements patient pour prélèvement mycologique.....	93
Annexe 4 : Facteurs de risque connus de mycose dans la population étudiée.	94
Annexe 5 : Répartition des espèces de Dermatophytes isolées en culture dans les échantillons.....	95
Annexe 6: Répartition des isollements de Moisissures en culture dans les échantillons : détail des genres retrouvés.	96
Annexe 7: Répartition des isollements de Moisissures en culture dans les échantillons : détail des espèces retrouvées.	97
Annexe 8: Répartition des isollements de levures en culture dans les échantillons : détail des genres retrouvés.....	100
Annexe 9: Répartition des isollements de levures du genre Candida en culture dans les échantillons : détail des espèces retrouvées.	101
Annexe 10: Répartition des isollements de levures non Candida sp. en culture dans les échantillons : détail des espèces retrouvées.	102
Annexe 11 : Tableau récapitulatif des isollements multiples recensés lors du tri des organismes en culture.	103
Annexe 12: Répartition des isollements de Pathogènes stricts (PS) selon le type de mycose.	104
Annexe 13: Répartition des isollements de Pathogènes stricts (PS) dans les mycoses cutanées (localisations primaires).	105
Annexe 14: Répartition des isollements de Pathogènes stricts (PS) dans les onychomycoses selon la localisation mains-pieds.	106
Annexe 15: Récapitulatif des cas de teignes observées au laboratoire du CHUM sur 15 ans : nombre de cas observés par an et par espèce.....	107

Liste des abréviations

A D N	: Acide Désoxyribo Nucléique
A V K	: Anti Vitamine K
BPCO	: Broncho Pneumopathie Chronique Obstructive
C.	: <i>Candida</i>
C D M	: Champignons dimorphiques
CHUM	: Centre Hospitalier Universitaire de la Martinique
CYP 450 3 A4	: Cytochrome P 450 3A4
D	: Dermatophytes
D L S O	: onychomycose sous-unguéale disto-latérale (DLSO)
E.	: <i>Epidermophyton</i>
E D	: Examen Direct
EHPAD	: Etablissement Hospitalier pour Personnes Agées Dépendantes
E I D	: Espaces Inter-Digitaux
E I O	: Espace inter-orteils
F D R	: Facteurs De Risque
I T S	: Internal Transcribed Spacer
L N C A	: Levures Non <i>Candida Albicans</i>
M	: Moisissures non pseudo dermatophytes
MALDI-TOF	: Matrix-Assisted Laser Desorption Ionization- Time Of Flight
M S I	: Mass Spectrometry Identification
N.	: <i>Neoscytalidium</i>
O E	: Onychomycose endonyx
O S	: Onychomycose Superficielle
O S P	: Onychomycose Sous-unguéale Proximale
P A	: Pathogènes Autres
P C R	: Polymérase Chain Reaction

P D	: Pseudo dermatophytes
P S	: Pathogènes Stricts
P S O	: l'onychomycose sous-unguéale proximale
R F L P	: Restriction Fragment Length Polymorphism
S C	: Sabouraud Chloramphenicol
S C A	: Sabouraud Chloramphenicol Actidione
S I L	: Système Informatique de Laboratoire
T.	: <i>Trichophyton</i>
V I H	: Virus de l'immunodéficience Humaine

I. INTRODUCTION

Les mycoses superficielles, qui comprennent les atteintes de la peau, des ongles et des cheveux, font partie des infections dermatologiques les plus fréquentes. Cependant, leur symptomatologie est souvent commune et peut être très atypique. Il n'est donc pas possible de poser un diagnostic de certitude par un simple examen clinique, et le diagnostic mycologique demeure indispensable. La qualité de sa réponse dépend avant tout de la qualité du prélèvement sur le site infecté, mais aussi de l'expertise du laboratoire.

Le laboratoire de Parasitologie-Mycologie du CHU de la Martinique (CHUM) a développé une expertise concernant le diagnostic des mycoses superficielles, du prélèvement au rendu des résultats. En effet, les prélèvements, le suivi des cultures ainsi que la lecture des examens directs sont réalisés en équipe par le biologiste et/ou l'interne habilité et/ou le technicien. Chaque résultat est interprété contextuellement.

L'incidence des mycoses superficielles varie selon les régions géographiques, elle est étroitement liée à l'écologie des espèces fongiques et est influencée par des facteurs individuels tels que l'âge et le mode de vie. En raison du climat tropical chaud et humide, propice à la prolifération des champignons, les mycoses constituent un motif fréquent de consultation chez les dermatologues de ville et hospitaliers ainsi que chez les médecins généralistes en Martinique.

A ce jour, l'épidémiologie de ces mycoses superficielles propres à la région Martinique est peu documentée et pas toujours bien maîtrisée par les professionnels de santé (biologistes non spécialisés, médecins).

L'objectif principal de ce travail est de faire le point sur l'ensemble de la démarche diagnostique associée à la détection des mycoses de la peau et des phanères, et d'analyser les résultats obtenus sur une période de cinq années, afin d'établir le profil épidémiologique des mycoses superficielles diagnostiquées au laboratoire de parasitologie-mycologie du CHUM en termes de fréquence des principales espèces retrouvées , et de localisations cliniques associées.

Après avoir énoncé quelques généralités, nous décrivons dans une première partie l'ensemble de la démarche à adopter, du prélèvement à l'interprétation du résultat . Ensuite, nous faisons l'état des lieux des consensus thérapeutiques existants en matière de traitement antifongique des mycoses superficielles.

Dans un deuxième temps, après avoir décrit le processus de recueil des données et analysé les résultats, nous présentons l'épidémiologie des espèces fongiques et des localisations cliniques retrouvées dans les différents types de mycoses superficielles diagnostiquées au laboratoire de parasitologie-mycologie du CHUM.

Enfin, nous discutons des particularités de notre épidémiologie par rapport à celle décrite en France hexagonale et de son impact en matière de diagnostic biologique mycologique.

II. GENERALITES

1. Principaux agents fongiques responsables de mycoses superficielles

Les mycoses superficielles correspondent à des infections fongiques de la peau, des ongles, des poils ou des cheveux.

En fonction des localisations, différents agents fongiques pathogènes sont retrouvés à des fréquences variables. Les principaux sont :

- les dermatophytes, champignons kératinophiles et kératinolytiques parasites de la peau et des phanères ; les dermatophytoses relèvent d'une contagion
- les levures, représentées principalement par *Candida albicans*; les candidoses surviennent de façon opportuniste
- les pseudo-dermatophytes représentés par les genres *Neoscytalidium* et *Onychocola*, moisissures mimant l'action des dermatophytes capables de lyser une kératine saine et simulant des lésions de dermatophytoses
- les moisissures saprophytes, rarement pathogènes dans les ongles et espaces inter-orteils.

2. Physiopathologie et clinique des mycoses superficielles

L'atteinte de la peau par les dermatophytes résulte de leur pénétration mécanique sous forme de spores qui produisent un mycélium dans la couche cornée, et de la dégradation de la kératine par des enzymes lytiques. Les lésions cliniques observées traduisent la réponse immunitaire cellulaire et humorale du patient face à ce parasitisme fongique qui reste circonscrit chez un sujet immunocompétent. (1)

L'aspect clinique typique des lésions cutanées dermatophytiques se présente sous forme de lésions circinées annulaires avec bourrelet inflammatoire périphérique, parfois additionné de vésicules (cf. figure 1). La croissance du champignon sur la peau est centrifuge, et la guérison débute par le centre de la lésion. Au niveau des grands plis, l'atteinte dermatophytique se caractérise par une lésion à bordure inflammatoire bien délimitée.(2)



Figure 1: Lésion de la peau glabre typique d'une atteinte dermatophytique.

La lésion est circulaire, bien délimitée avec pourtour inflammatoire visualisant des petites vésicules.
Source interne

Dans la majorité des atteintes unguéales dermatophytiques, la pénétration a lieu par le bord libre ou latéral de l'ongle. L'atteinte du patient est d'abord cutanée (plante, espace inter-orteil). Il en résulte une hyperkératose sous-unguéale disto-latérale, puis une onycholyse par détachement de la tablette de son lit. La tablette est ensuite progressivement envahie jusqu'à la zone matricielle réalisant une onychodystrophie totale.

L'atteinte pileaire par les dermatophytes a lieu après inoculation de spores par contact direct ou indirect avec une source de contamination. L'envahissement débute à partir de l'ostium folliculaire, avec une propagation du mycélium descendant vers le bulbe. Les cheveux envahis poussent fragilisés et se cassent, ce qui entraîne leur chute.

On distingue typiquement les teignes tondantes microsporiques à grandes plaques d'alopecie peu nombreuses (dus à *Microsporum canis* par exemple) des teignes tondantes trichophytiques avec de nombreuses petites plaques d'alopecie (dus à *Trichophyton tonsurans* par exemple) illustrées en figure 2.



Figure 2 : Aspects cliniques de teignes.

a. Aspect typique de teigne tondante trichophytique avec nombreuses petites plaques d'alopecie. Extrait de e-ANOFEL (3) b. Lésion du cuir chevelu due à *Microsporum canis*, grande plaque d'alopecie bien delimitée. Source interne c. Aspect crouteux et squameux du cuir chevelu chez une fillette atteinte de teigne à *Trichophyton tonsurans*. Source interne

Les dermatophytides sont des réactions allergiques provoquées par un dermatophyte. Si un prélèvement est réalisé au niveau de ces lésions (eczéma dyshidrosique des mains), on ne retrouve pas le champignon, mais en revanche les lésions disparaissent lorsque la dermatophytie à distance (intertrigo inter-orteils, atteinte plantaire...) est traitée.(4)

Les levures comme *Candida albicans*, adhèrent aux cellules épithéliales, se multiplient, et leur filamentation, associée à la présence de facteurs favorisants, est à l'origine d'un processus inflammatoire responsable des lésions cutanéomuqueuses (intertrigos d'aspect mal délimité avec enduit blanchâtre dans le fond du pli).

Pour les candidoses unguéales, le début se fait le plus souvent par une tuméfaction douloureuse du repli sus-unguéal de l'ongle appelée paronychie (ou périonyxis) d'où peut sourdre du pus à la pression. L'atteinte unguéale survient ensuite sous forme d'encoches transversales ou d'une bande verte ou brune du bord latéral de l'ongle. L'atteinte évolue vers la destruction totale de l'ongle en l'absence de traitement comme présenté dans la figure 3 ci-dessous.



Figure 3: Onychomycose proximale à *Candida albicans*.

On observe sur la photo la présence d'un périonyxis et d'une onychodystrophie totale des index.
(Source interne)

L'atteinte paronychique est souvent observée dans les formes sous unguéales proximales mais peut aussi survenir de façon isolée. Un périonyxis s'observe parfois dans les onychomycoses à moisissures des genres *Fusarium* et *Neoscytalidium*(5).

La plupart des moisissures saprophytes ne sont pas capables de lyser une kératine saine. Elles peuvent cependant coloniser un ongle préalablement fragilisé par un traumatisme, ou une pathologie unguéale préexistante telle que le psoriasis, et participer à sa dégradation.

Les lésions pseudo-dermatophytiques sont celles d'intertrigos des pieds, de pachydermie en semelle de la plante ou de la paume avec accentuation des plis. Les onyxis, affectant préférentiellement les ongles des pieds, sont surtout à type d'atteinte distale ou latérodistale et souvent hyperkératosique.

Les levures du genre *Malassezia* sont des levures lipophiles, commensales de la flore cutanée, qui se retrouvent dans les zones associées aux glandes sébacées. Plusieurs facteurs peuvent favoriser le passage du champignon au stade parasitaire, caractérisé par la présence de levures qui filamente, et générer différents tableaux cliniques :

- le Pytiriasis versicolor (illustré en figure 4), dermatose caractérisée par une légère desquamation parfois prurigineuse et par la présence de tâches hypo ou hyper-pigmentées selon la couleur de peau siégeant au niveau du tronc, du dos et/ou de la face,
- le Pytiriasis capitis, caractérisé par des lésions squameuses du cuir chevelu, aspect pelliculaire sans alopécie,
- la Dermite séborrhéique, caractérisée par des lésions érythémato-squameuses atteignant le sillon nasogénien, les ailes du nez, la racine du cuir chevelu, les sourcils, le conduit auditif externe mais aussi le tronc et le cuir chevelu sous forme de pellicules.(2,6)



Figure 4 : Aspect de Pityriasis versicolor.

Présence de tâches hypo-pigmentées sur le haut du dos. (Source interne)

3. Modes de contamination

En ce qui concerne les mycoses superficielles dues à des dermatophytes, l'origine de la contamination de l'homme dépend de l'espèce en cause. Elle peut être d'origine humaine (espèces anthropophiles), animale (espèces zoophiles) ou tellurique (espèces géophiles).

La contamination **interhumaine** est la plus fréquente. Elle se fait habituellement par contact interhumain ou par l'intermédiaire de sols souillés par des squames issues de la peau parasitée (salle de bains, salles de sport, douches collectives, piscines...), mais aussi par des objets divers (peignes, brosses, tondeuses, vêtements, chaussettes...) pouvant véhiculer les squames contenant les spores ou des filaments infectants.

La contamination **animale** se fait par contact direct (jeux, caresses...) ou indirect (via les poils parasités) avec un animal de compagnie (chien, chat, cochon d'inde...), ou un animal d'élevage (chevaux, bovins...). Ces animaux peuvent être porteurs de lésions ou porteurs sains sans lésions apparentes.

La contamination **tellurique** peut se produire à la suite d'un traumatisme avec souillure tellurique tel qu'une piqure par une plante comportant des piquants (jardinage sans gants) ou une blessure par un objet souillé de terre contenant des spores, ou encore par simple contact avec la terre d'une peau lésée (marche pieds nus).

Lorsqu'elles sont transmises à l'homme, les espèces géophiles et zoophiles provoquent des lésions inflammatoires aiguës mais sont peu ou pas contagieuses. La différenciation entre ces 2 catégories d'espèces n'est pas toujours aisée car la diffusion des espèces géophiles passe aussi par le transport via la fourrure de petits mammifères sauvages.

Les espèces anthropophiles, adaptées à l'Homme, provoquent généralement des infections chroniques, bien tolérées et non inflammatoires mais contagieuses et responsables de petites épidémies.(7)

4. Indications d'un examen mycologique pour le diagnostic de mycoses superficielles

Le groupe de consensus sur l'approche diagnostique des onychomycoses a publié en 2007 des recommandations insistant sur l'obligation d'un prélèvement biologique mycologique systématique, fait avec une technique rigoureuse, dans un laboratoire qui a l'habitude de ces prélèvements, et avant tout traitement local et a fortiori systémique.(8) En effet, le coût d'un examen mycologique reste inférieur à celui d'un traitement antifongique non fondé, souvent long et non dénué de risque iatrogène. Par ailleurs, dans un cas sur deux la cause de l'onychopathie n'est pas fongique.

De même, en cas de suspicion de teigne du cuir chevelu l'examen mycologique s'avère indispensable car ces infections fongiques nécessitent toujours la mise en place d'un traitement systémique.(9) L'identification de l'agent fongique responsable permet de déterminer l'origine de la contamination et de mettre en place des mesures de prévention pour limiter la contagion, surtout en cas de teigne anthropophile.

Enfin, l'examen mycologique pourra être demandé dans un second temps pour les lésions du pied ou de la peau glabre lorsque celles-ci résistent ou s'aggravent malgré un traitement initial bien conduit. (9)

III. DU PRELEVEMENT A L'INTERPRETATION

L'examen mycologique comprend plusieurs phases :

- Une phase pré-analytique comprenant : l'examen clinique du patient et son interrogatoire ainsi que la réalisation du prélèvement mycologique proprement dit
- Une phase analytique comprenant 2 étapes obligatoires qui sont la réalisation d'un examen direct et d'une culture, accompagnées ou non de techniques complémentaires et/ou de biologie moléculaire
- Une phase post-analytique qui correspond au rendu du résultat. Elle mène à la formulation d'une conclusion prenant en compte toutes les données recueillies lors des phases précédentes (cliniques, épidémiologiques, analytiques).

1. Phase pré-analytique : (9)

1.1. Pré-requis

L'examen mycologique doit être effectué à distance de tout traitement antifongique. En effet, un traitement, même s'il est inefficace et appliqué de façon épisodique, peut inhiber la pousse d'un pathogène in vitro.

En cas de traitement antifongique débuté avant le prélèvement, une fenêtre thérapeutique est donc nécessaire pour éviter les faux négatifs ou les résultats discordants (examen direct positif et culture négative). Un arrêt du traitement est préconisé :

- 3 mois avant le prélèvement de squames unguéales, en cas d'application de solution filmogène ou de vernis avec pour principe actif le ciclopirox ou l'amorolfine , ou en cas de prise de terbinafine per os
- 1 mois avant le prélèvement de squames unguéales en cas d'utilisation de crèmes ou poudres antifongiques
- 1 mois avant le prélèvement de squames cutanées ou du cuir chevelu.

Lorsqu'il n'y a eu qu'une application par une crème antifongique, l'attente peut être réduite à 15 jours.(10)

Une toilette au savon neutre est indiquée le jour du prélèvement. Les vernis cosmétiques sont retirés avant l'examen pour les lésions des pieds et des mains.

1.2. Examen clinique du patient

L'examen clinique des lésions est primordial car il oriente la recherche étiologique et apporte des arguments en faveur de l'origine fongique ou autre des lésions.

Il doit permettre de :

-Décrire l'aspect clinique des lésions

L'aspect clinique des lésions superficielles, lorsqu'il est typique, oriente vers une étiologie fongique précise : Dermatophytose, Candidose ou Pytirosporose.

-Caractériser le type d'atteinte en cas de suspicion d'onychomycose.

Le type d'atteinte dépend de la voie de pénétration fongique dans l'appareil unguéal (cf. figure5). Classiquement, on notera s'il s'agit d'une atteinte disto-latérale ou proximale, sous-

unguéale, superficielle ou totale, ainsi que la présence ou non d'un périonyxis (fréquemment observé au cours des candidoses mais généralement absent des onyxis à dermatophytes). Une nouvelle forme d'onychomycose « endonyx » apparaît dans la nouvelle classification clinique des onychomycoses publiée en 2014 par R. Baran (5,11) et correspond à une atteinte de la tablette seule sans envahissement du lit unguéal donc sans épaissement sous-unguéal ni onycholyse .

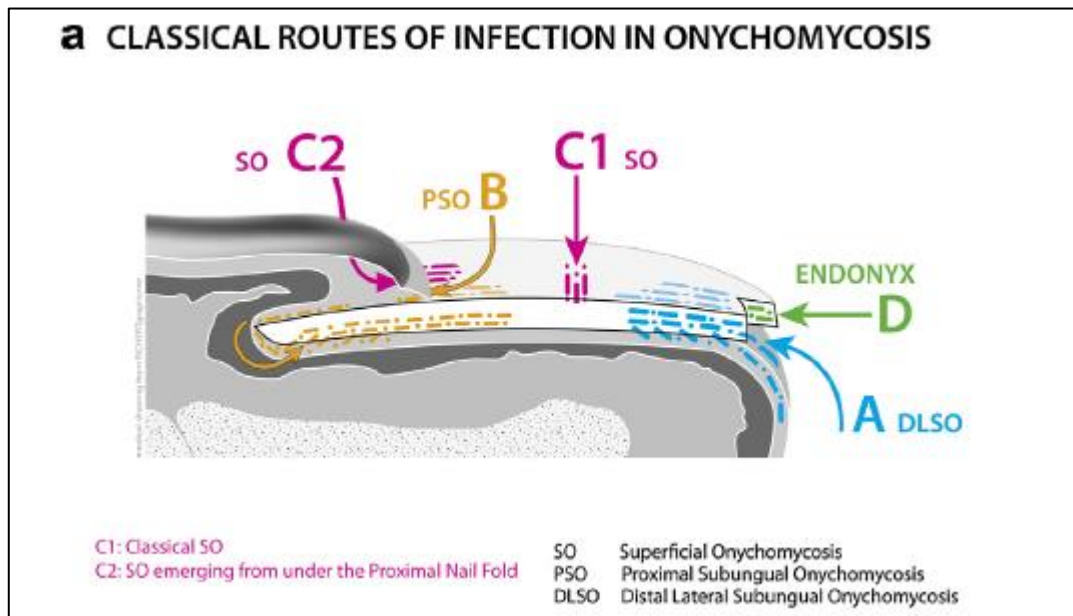


Figure 5 : Différents types d'onychomycose selon la voie de pénétration fongique dans l'appareil unguéal. (5)

On distingue : l'onychomycose sous-unguéale disto-latérale (DLSO), l'onychomycose sous-unguéale proximale (PSO), l'onychomycose superficielle (OS) classique (C1) / émergeant sous la cuticule (C2), l'onychomycose endonyx (OE).

-Rechercher des localisations associées évocatrices de mycose superficielle.

1.3. Interrogatoire

L'interrogatoire est réalisé de façon parallèle à l'examen clinique.

Il convient d'interroger le patient sur :

- l'ancienneté de ses lésions
- l'évolution de ses lésions dans le temps (rapide pour une candidose, lente pour une dermatophytose) et dans la forme (début par le bord libre ou par la région matricielle d'un ongle par exemple),
- la présence ou non de prurit, douleur, purulence
- l'existence d'un traitement antifongique antérieur (durée, efficacité, délai depuis l'arrêt) ou en cours

On recherche ensuite la présence d'éventuels facteurs favorisants :

- personnes atteintes dans l'entourage familial ou scolaire,

- contact éventuel avec des animaux de compagnie ou de loisirs (équitation)
- habitudes de vie :
 - fréquentation des lieux de sport (gymnase, piscine)
 - Lieu de vie : ville, campagne, bord de mer
 - Loisirs : jardinage
- antécédents médicaux, terrain, traitements médicamenteux (corticoïdes, immunosuppresseurs)
- notion de traumatisme
- professionnels (métiers nécessitant le port prolongé de gants ou de chaussures de sécurité, métiers agricoles, métiers en contact fréquent avec l'eau)

1.4. Réalisation du prélèvement (2,9,12,13)

Le prélèvement constitue une étape critique du diagnostic mycologique, il est préférable qu'il soit réalisé au laboratoire par un biologiste ou praticien expérimenté ayant une bonne connaissance de la sémiologie des mycoses recherchées. En effet, le succès de toutes les techniques mises en œuvre par la suite dépend de la qualité du geste de prélèvement et de la quantité d'échantillon biologique prélevé.

- Matériel nécessaire

Le matériel permettant de réaliser les prélèvements de peau et/ou phanères est simple. Il comprend : des pinces à ongles de taille adaptée, des curettes et vaccinostyles, des écouvillons stériles, des ciseaux et pinces à épiler, du ruban adhésif, des lames, des boîtes de Pétri, des compresses, de l'alcool et du sérum physiologique ou eau stérile pour humidifier les écouvillons.

- Techniques de prélèvement

La technique utilisée dépendra du site à prélever, du type de lésion ainsi que du type de champignon recherché en tenant compte de son mode de pénétration dans la peau. Le prélèvement doit être réalisé dans la zone de croissance du champignon, là où se situe le champignon vivant susceptible de se développer en culture : à la jonction entre zone saine et zone contaminée.

i. Lésions cutanées

Les squames cutanées infestées sont récupérées par grattage. Si la quantité de squames recueillie par grattage est insuffisante : un complément par apposition d'un morceau de cellophane adhésive sur la lésion peut permettre de réaliser un examen direct, un écouvillon préalablement humidifié est ensuite passé sur la lésion afin de réaliser la culture. En cas de lésions suintantes, deux écouvillons sont appliqués sur les lésions (l'un permettra la réalisation de l'examen direct, l'autre de la culture).

-Lésion circinée de la peau glabre (épidermophytie) :

Les squames sont prélevées en périphérie de la lésion au niveau de la bordure active inflammatoire et recueillies par grattage à la curette suivi d'un écouvillonnage de la zone grattée. Le centre de la lésion en voie de guérison est stérile (cf. figure 6).

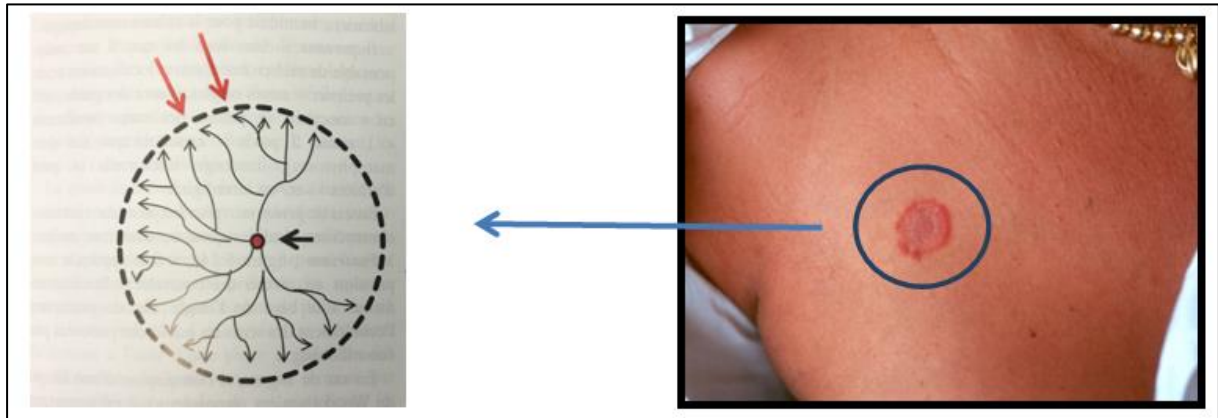


Figure 6 : Epidermophytie circinée : lésion clinique et représentation schématique.

La zone à prélever est en périphérie de la lésion (flèches rouges) du fait de la croissance centrifuge des dermatophytes.(2). Photo de source interne.

-Lésion des plis ou intertrigos (cf. figure7)

Pour les petits plis (espaces inter orteils ou interdigitaux) : les squames sont recueillies par grattage à la curette au niveau des faces latérales (le fond du pli souvent plus inflammatoire est douloureux).

Pour les grands plis (inguinaux, axillaires, inter-fessier, sous-mammaires) : un grattage sur la bordure desquamative et un écouvillonnage du fond du pli sont effectués.

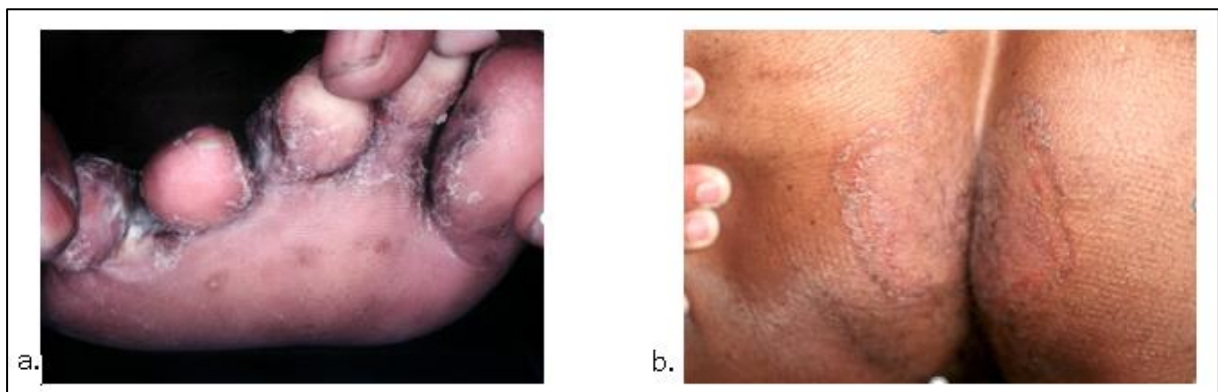


Figure 7: Aspect clinique de lésions des plis.

a. Intertrigo des espaces inter-orteils. b. Intertrigo du pli inter-fessier. (Source interne)

-lésions desquamatives des paumes et/ou des plantes (kératodermie palmo-plantaire) :

Les squames sont recueillies par grattage à la curette à la frontière zone malade/zone saine comme illustré sur la figure 8. Cependant si les lésions sont vésiculeuses ou bulleuses, il faut découper aux ciseaux les morceaux de peau (lambeaux).



Figure 8: Aspect clinique d'hyperkératose plantaire.

La zone à prélever correspondant à la frontière avec la peau saine est indiquée en bleu, elle est le siège d'une desquamation importante. (Source interne)

ii. Atteinte unguéale

Le mode de prélèvement dépend du type d'atteinte de l'ongle.

-Atteinte disto-latérale : onychomycose sous unguéale disto- latérale (DLSO)

Il importe tout d'abord de découper à la pince à ongles la partie la plus externe de l'ongle afin d'atteindre au mieux la limite « ongle sain-ongle malade » correspondant à la zone parasitée viable. Ensuite, un nettoyage à l'aide d'une compresse imbibée d'alcool peut être réalisé. Enfin, le lit de l'ongle généralement friable est gratté à l'aide d'une curette et les produits de grattage sont récupérés dans une boîte de Pétri pour examen direct et mise en culture.

-Atteinte proximale : onychomycose sous unguéale proximale (OSP)

En suivant les mêmes étapes que pour une atteinte latéro-distale, il faut éliminer d'abord les couches superficielles (même saines) à la base de l'ongle, puis nettoyer à l'alcool, et enfin recueillir à l'aide d'une curette les fragments d'ongle par grattage de la tablette inférieure parasitée.

-Atteinte superficielle (leuconychie) : Onychomycose superficielle (OS)

Un simple raclage à la curette de la ou des zone(s) blanchâtre(s) superficielle(s) sans décapage préalable mais après désinfection de la tablette à l'alcool permet d'obtenir le matériel contaminé (poudre blanche).

-Atteinte paronychique (périonyxis)

En cas de présence d'un périonyxis, le matériel est prélevé sous le repli sus-unguéal à l'aide d'un écouvillon fin à tige rigide préalablement humecté par du sérum physiologique et un grattage est fait à la curette sur les autres zones latérales atteintes après découpage et désinfection de la tablette. Les sérosités sont recueillies par écouvillonnage après légère pression du pourtour de l'ongle. Ce type de prélèvement peut s'avérer douloureux, aussi il est convenable d'en informer le patient tout en le rassurant.

Si plusieurs aspects cliniques sont observés, chaque lésion sera prélevée et analysée séparément.

iii. Lésion du cuir chevelu

Le diagnostic mycologique doit confirmer ou infirmer une teigne ou dermatophytose du cuir chevelu.

Le prélèvement sera précédé par un examen du cuir chevelu sous lampe de Wood à la recherche d'une fluorescence verte qui oriente le diagnostic vers une teigne ecto-endothrix de type microsporique. Aucune fluorescence n'est observée dans les teignes endothrix de type trichophytique.

-En cas de lésion(s) alopécique(s) et desquamative(s) du cuir chevelu :

Le raclage des zones atteintes avec une curette ramène des squames cutanées, croûtes, et cheveux cassés dans les teignes tondantes, microsporiques ou endothrix.

-En cas de teigne inflammatoire (folliculite, sycosis, kérion) :

Des poils ou cheveux en voie d'expulsion (en fonction de la localisation de la lésion) sont prélevés à la pince à épiler au sein de la zone inflammatoire. Les pustules sont ouvertes à l'aide d'un vaccinostyle et le pus est prélevé à l'écouvillon. Les squames et croûtes sont recueillies par grattage à la curette dans une boîte de Pétri après dégagement aux ciseaux de la lésion.

iv. Atteintes liées à *Malassezia sp.*

Dans tous les cas, le prélèvement est réalisé par grattage à la curette des lésions et permet de recueillir des squames sous forme de lambeau épidermique (signe du copeau) dans une boîte de Pétri.

Si les lésions sont peu productives, on utilise la technique du « scotch-test » qui consiste à appliquer sur la lésion un morceau de ruban adhésif transparent qui est ensuite collé sur une lame.

En cas de folliculite, il faut récupérer ce « bouchon » par « forage » du follicule avec un vaccinostyle.

Un examen à la lumière de Wood des lésions de *Pytirisias versicolor* peut révéler une fluorescence jaune-verdâtre en raison de la présence de squames, cependant les lésions achromiantes n'ayant pas de squames ne sont pas fluorescentes.(6)

2. Phase analytique (8–10,12–14):

Chaque prélèvement est analysé en deux étapes principales que sont l'examen direct et la culture avec quelques variantes selon l'espèce fongique recherchée (en cas de suspicion de *Pytirosporose* à *Malassezia sp.* avec lésions peu squameuses, un examen direct seul ou « scotch test » suffit à faire le diagnostic).

2.1. Examen direct (2,9,13)

L'examen direct correspond à l'observation microscopique entre lame et lamelle d'un échantillon après traitement par divers agents. Il permet de mettre en évidence rapidement la présence d'un champignon au sein d'un produit de prélèvement par visualisation de filaments mycéliens, spores, levures et de déterminer le type de parasitisme pileux lors de teignes.

Il s'agit d'un test de dépistage efficace, malgré un taux de faux négatifs variant de 5 à 15% selon l'expérience de l'examineur, permettant d'orienter rapidement le clinicien et de justifier la mise en route d'un traitement avant l'identification en culture ; le temps de pousse pouvant être relativement long (plusieurs semaines pour certains dermatophytes). Son résultat est ainsi transmis le jour même au clinicien lorsqu'il peut être utile de débiter rapidement le traitement comme dans une teigne du cuir chevelu, ou une épidermophytie circinée ; ces lésions étant souvent causées par des espèces anthropophiles.

L'évaluation qualitative et semi-quantitative permet d'orienter vers le type d'espèce en cause selon quelques critères :

- Filaments réguliers (plutôt Dermatophyte) ou irréguliers, tortueux, vésiculeux (plutôt pseudo-dermatophyte ou moisissure)
- Levures de tailles variées (3-6µm de large) avec base de bourgeonnement fine, filamenteuses ou formant du pseudomycélium (plutôt *Candida* spp.)
- Blastospores de petite taille (1.5-2.5µm de large), allongées avec base de bourgeonnement large, regroupées en amas avec présence ou non de filaments courts (plutôt *Malassezia* sp.)

Plusieurs réactifs peuvent être utilisés selon la pratique du laboratoire : produits éclaircissants (potasse ou chloral lactophénol) éventuellement associés à un colorant ou fluorochrome permettant d'augmenter la sensibilité en facilitant la détection des éléments fongiques. Deux coffrets sont disponibles dans le commerce, le Mycetcolor® (à base de Rouge Congo, colore les éléments fongiques qui apparaissent rose vif à rouge sur fond clair en microscopie à lumière blanche) et le Mycetfluor® (à base de calcofluor white, qui se fixe à la chitine rendant les éléments fongiques visibles en microscopie à fluorescence).

2.2. Culture

• Ensemencement

Pour cultiver les champignons, deux milieux différents sont utilisés :

- un milieu de Sabouraud additionné d'antibiotiques (chloramphénicol (0,05 %) et gentamicine) pour limiter le développement des bactéries de la peau
- un milieu identique, comprenant en plus du cycloheximide (0,4 %) (Actidione®) et inhibant ainsi la croissance des moisissures qui gêneraient la pousse plus lente des dermatophytes.

L'ensemencement s'effectue en plusieurs points à la surface de la gélose (coulée en tube ou en boîte) à l'aide d'une öse stérile. Les dépôts d'échantillons sont faits à l'interface entre la gélose et le verre du tube pour stimuler la sporulation. Les tubes sont incubés à 27 +/- 2°C pendant une période maximale de 28 jours. Les boîtes, dont la durée de conservation est moindre (lié au dessèchement du milieu à l'étuve), sont utilisées pour des prélèvements par écouvillonnage lors de recherche de *C. albicans* notamment.

Pour la recherche de levures du genre *Malassezia* sp. (levure lipophile), on ajoutera de l'huile d'olive au milieu ensemencé.

- **Suivi des cultures**

Les tubes sont examinés une à deux fois par semaine. 24 à 48 heures sont nécessaires pour la croissance et l'identification des levures, 48 à 72 heures pour les moisissures, 7 à 21 jours en moyenne pour les dermatophytes qui poussent plus ou moins rapidement selon les espèces (8 jours pour *Epidermophyton floccosum*, jusqu'à 3 à 4 semaines pour certaines espèces à croissance lente comme *Trichophyton verrucosum* ou le pseudo-dermatophyte *Onychocola canadensis*). Un délai minimum d'incubation de 3 semaines est donc nécessaire avant de rendre un résultat négatif.

- **Identification**

⇒ Champignons filamenteux (dermatophytes, moisissures) :

Leur identification repose sur plusieurs paramètres : vitesse de croissance, évolution de la morphologie des colonies, aspects macroscopique et microscopique.

L'examen macroscopique évalue : la couleur des colonies (au recto et au verso), leur forme (rondes, étoilées, ...), leur relief (plat, plissé, bombé ou cérébriforme), les caractéristiques de leur surface (duveteuse, poudreuse, granuleuse ou glabre), leur taille (réduite ou à l'inverse extensive) et enfin la présence d'un pigment diffusant dans la gélose (par exemple classiquement rouge pour *T. rubrum*).

L'examen microscopique est réalisé par la technique du « drapeau » de Roth : application d'un morceau de ruban adhésif à la surface de la colonie à examiner, puis dépôt sur une lame avec une goutte de colorant Bleu de lactophénol.

Il consiste à rechercher les éléments caractéristiques des différentes espèces pour aboutir à une identification. On note l'aspect des filaments, l'abondance et la morphologie des microconidies (spores unicellulaires), la présence et la morphologie des macroconidies (spores pluricellulaires à cloisons transversales), la présence de chlamydospores et la présence d'autres ornements (excroissances triangulaires chez *Trichophyton rubrum*, organes pectinés en forme de peignes chez *Microsporum audouinii* et *Trichophyton schoenleinii*, vrilles chez *Trichophyton mentagrophytes* et *Microsporum persicolor*...).

Le tableau 1 ci-dessous présente les caractères cultureux et microscopiques des principaux dermatophytes.

Dermatophytes	Aspect des colonies	Macronidies	Particularités
<i>E. floccosum</i>	Poudreuses, jaunes verdâtres (pléomorphise rapidement)	Nombreuses, lisses (parfois échinulées), en « régime de bananes »	
<i>M. canis</i>	Duveteuses, blanches, aspect étoilé, pigment jaune-orangé au verso	En « quenouille », échinulées (paroi et cloisons épaisses)	Mycélium en « raquette »
<i>M. gypsum</i>	Plâtreuses, beiges, puis chamois	En « cocon », nombreuses, échinulées	
<i>M. langeronii</i>	Duveteuses, blanches à grises, verso beige saumoné	Rares, déformées (paroi épaisse et échinulée)	Chlamydospores, mycélium en « raquette », organes pectinés
<i>T. mentagrophytes</i>	Poudreuses, duveteuses, blanc-crème ou violacées, verso incolore ou brun	Plus rares, en massue, lisses (paroi mince)	Vrilles, filaments articulés à angle droit
<i>T. rubrum</i>	Duveteuses, blanc-crème ou violacées, verso incolore ou brun	Habituellement très rares, lisses, allongées (paroi mince)	Organes triangulaires
<i>T. schoenleinii</i>	Cireuses, jaunâtres, évoquant une morille	Absentes	Chlamydospores, clous, chandeliers faviques
<i>T. soudanense</i>	Glabres et plissées, aspect étoilé, couleur « abricot sec »	Exceptionnelles, lisses	Filaments rétrogrades (« fil de fer barbelé »)
<i>T. tonsurans</i>	Poudreuses ou veloutées, de consistance cartonnée, blanches à jaune soufre	Rares, lisses, allongées (paroi mince)	Chlamydospores
<i>T. verrucosum</i>	Verruqueuses, blanc-crème, verso brun	Absentes	Chlamydospores, filaments toruloïdes
<i>T. violaceum</i>	Petites, bombées, glabres, violettes (parfois blanches)	Absentes	Filaments toruloïdes

Tableau 1: Caractères cultureux et microscopiques des principaux dermatophytes.(13)

⇒ Levures :

Leur identification repose sur l'examen de l'aspect des colonies sur milieux chromogéniques associé, pour le diagnostic précis d'espèce, à l'utilisation de tests biochimiques ou immunologiques, ou à l'utilisation de la spectrométrie de masse.

Les milieux chromogéniques en boîte contiennent des substrats chromogènes. Leur hydrolyse par les enzymes des levures conduit à l'obtention de colonies colorées en culture. Selon le fabricant, la « palette de couleurs » des colonies varie, permettant une distinction plus ou moins fine des différentes espèces. Ces milieux permettent de mettre en évidence une association de plusieurs espèces dans un même prélèvement.

Les tests biochimiques d'identification reposent sur la capacité d'assimilation des sucres par les levures. Plusieurs galeries commerciales de type auxanogramme permettent d'identifier un large panel de levures en 24 à 48 heures (ID 32C, bioMérieux® ; API 20C AUX, bioMérieux® ; auxacolor BIORAD®).

L'identification de certaines levures (*C. abicans*, *C.dubliniensis*, *C.krusei*) peut s'effectuer par test immunologique d'agglutination de particules de latex sensibilisées par des anticorps monoclonaux spécifiques d'un antigène de paroi.

La spectrométrie de masse de type MALDI-TOF, est désormais la technique la plus performante pour l'identification des levures. Elle repose sur la séparation des protéines selon leur rapport masse/charge et compare les profils détectés à ceux référencés dans les bases de données. Elle permet une identification au niveau de l'espèce notamment au sein de genres pour lesquels la discrimination est difficile sur une base morphologique (comme *Fusarium* ou *Rhizopus*).

2.3. Techniques complémentaires

Si la primo-culture ne permet pas d'identifier le champignon isolé (souches pauvres en spores), d'autres techniques peuvent aider, comme le repiquage sur des milieux spécifiques favorisant la fructification ou la production d'un pigment. On peut citer par exemple : le milieu lactrimel de Borelli (favorisant la fructification de la majorité des dermatophytes et la production de pigments), le milieu pomme de terre-dextrose-agar (PDA), ou l'extrait de Malt.

Des tests physiologiques peuvent aussi être utilisés en complément de l'étude morphologique comme la recherche d'une activité uréasique sur milieu liquide urée-indole pour différencier *Trichophyton mentagrophytes* (uréase+) de *Trichophyton rubrum* (uréase-). L'hydrolyse de l'urée entraîne un changement de coloration du milieu qui vire de l'orange au rose fuschia en 48h.

Par ailleurs, la culture sur lame (illustrée dans la figure 9) est une technique intéressante afin de visualiser l'architecture des filaments et le mode de production des spores. Elle consiste à déposer un morceau de gélose de forme carrée sur une lame, à l'ensemencer aux quatre coins avec la souche à identifier et à la recouvrir d'une lamelle. Après incubation en chambre humide d'une durée variable suivant l'espèce étudiée (moisissures :3-4jour ; dematiae : 6-7j), la lame et la lamelle sont observées au microscope après ajout d'une goutte de bleu de lactophénol .

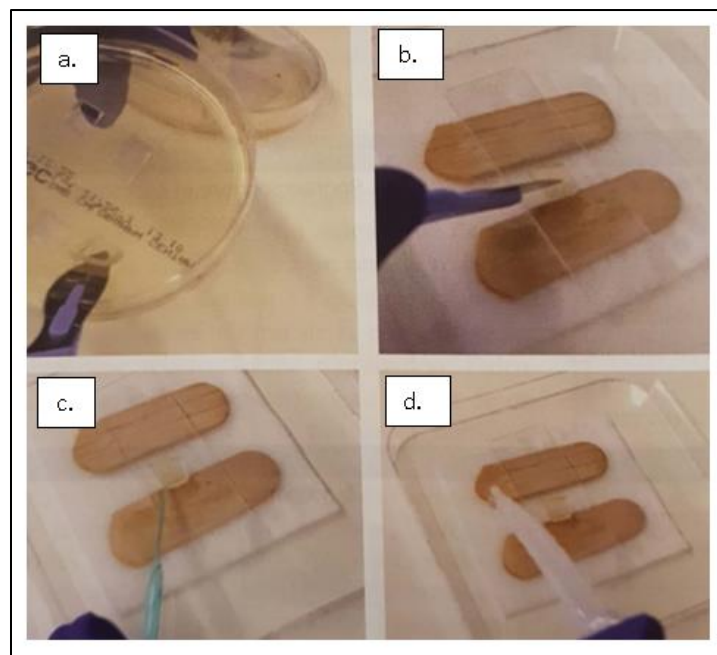


Figure 9: Illustration de la technique de la culture sur lame.(2)

a. Découpe d'un morceau carré de gélose b. Dépôt au centre d'une lame propre surélevée par un support et installée en chambre humide. c. Ensemencement des quatre coins du carré de gélose.

2.4. Autres techniques récentes d'identification

▪ Spectrométrie de masse et champignons filamenteux (12)

La spectrométrie de masse tend aujourd'hui à supplanter l'examen morphologique (macroscopique et microscopique) classique qui requiert une expertise en mycologie. Elle présente un avantage en termes de rapidité (gain de 24 à 48h lors de l'identification d'une levure et de plusieurs jours voire semaines pour un champignon filamenteux), mais nécessite tout de même l'obtention de cultures.

En ce qui concerne l'identification des champignons filamenteux (dermatophytes et moisissures), les performances des différents systèmes sont globalement équivalentes mais dépendent de l'exhaustivité des bases de données utilisées. Par ailleurs, une étape supplémentaire d'extraction par l'acide formique-acétonitrile est nécessaire avant le dépôt sur la cible. Quelques banques d'identification des dermatophytes ont été créées, elles sont payantes et dépendantes de l'appareil pour lequel elles ont été conçues. L'utilisation de la spectrométrie de masse pour l'identification des champignons filamenteux reste rare, pour le moment réservée à certains centres spécialisés disposant d'un accès aux bases de données « alimentées » et mises à jour.

▪ Biologie moléculaire (12,15)

Les inconvénients du diagnostic conventionnel en mycologie (longue durée des cultures, parfois difficulté du diagnostic de genre/espèce) ont poussé au développement d'outils de biologie moléculaire basés sur l'amplification génomique par PCR (Polymerase Chain Reaction), notamment pour la détection des dermatophytes. En effet, les avantages apportés par ces techniques sont conséquents :

-raccourcissement du délai diagnostique : l'analyse se fait directement sur le produit de prélèvement avec résultats en 24h contre 15 jours à 1mois avec les techniques conventionnelles. Ce qui permet d'optimiser la prise en charge thérapeutique en minimisant les traitements d'épreuve « sans preuves ».

-augmentation de la sensibilité diagnostique et moindre impact de la qualité du prélèvement : le diagnostic moléculaire par PCR possède une meilleure sensibilité que la culture conventionnelle car cette technique ne dépend pas de la viabilité du micro-organisme : même si le prélèvement n'a pas été correctement réalisé dans la zone de croissance du champignon, son ADN pourra tout de même être détecté. Alors que la présence d'espèces autres ou contaminants à croissance plus rapide en culture peut inhiber la pousse d'un dermatophyte. L'utilisation de sondes spécifiques des dermatophytes permet d'obtenir un résultat indépendant de la présence d'autres micro-organismes.

Il existe plusieurs kits commercialisés, utilisant des amorces panfongiques ou spécifiques d'espèce pour le diagnostic des onychomycoses. Ces techniques restent encore peu utilisées car coûteuses et non encore validées. De plus, leur place dans la démarche diagnostique des

mycoses superficielles est à préciser (selon l'activité du laboratoire et les caractéristiques du test).

- Séquençage (2,12)

Le séquençage détermine l'enchaînement des nucléotides d'un fragment d'ADN après amplification par PCR. La méthode la plus largement utilisée repose sur le séquençage des régions ITS de l'ADN ribosomal éventuellement complété par celui d'autres régions du génome des champignons. L'approche génomique a permis depuis une quinzaine d'année, l'approfondissement d'études phylogénétiques avec la modification taxonomique de certaines espèces. Cette technique d'une grande précision mais d'un coût non négligeable et de réalisation assez complexe, est réservée à des laboratoires spécialisés.

3. Phase post-analytique (4,8,12)

3.1. Interprétation

En ce qui concerne **les dermatophytes** : leur présence sur la peau, le cuir chevelu ou les ongles est toujours pathologique (sauf pour *Microsporum cookei*, *Trichophyton ajelloi*, saprophytes du sol, a priori dénués de pathogénicité (4)). Isoler en culture un dermatophyte confirme donc le diagnostic de dermatophytose.

Il en est de même pour les **pseudo-dermatophytes** comme *Neoscytalidium sp.* et *Onychocola canadensis*, dont le comportement pathogène en clinique est identique à celui des dermatophytes.

Il en est aussi de même pour ***Candida albicans***. Cette levure du genre *Candida* est une espèce commensale du tube digestif et du vagin mais qui est normalement absente de la peau saine. Sa présence en culture dans un prélèvement de peau ou de phanère signe donc le diagnostic de candidose superficielle.

Des levures commensales de la peau (*Candida parapsilosis*, *Candida guilliermondii*), ainsi que d'autres levures présentes dans l'environnement et l'alimentation (*Trichosporon asahii*) peuvent aussi être isolés de prélèvements superficiels. Leur rôle pathogène est exceptionnel et ne sera retenu que si l'examen direct montre la présence de pseudofilaments en quantité significative, sinon on conclura plutôt à une colonisation de la lésion.

Dans le cas particulier de la recherche de levures du genre ***Malassezia***, l'examen direct suffit habituellement à poser le diagnostic. La culture n'est pas indispensable (habituellement négative avec les milieux de culture conventionnels). La pathogénicité est évaluée par rapport à l'aspect clinique des lésions, la densité des levures dans le prélèvement et la présence de filaments.(2)

Quant aux **moisissures**, elles sont omniprésentes dans l'environnement et peuvent temporairement être présentes sur la peau, en particulier sur le pourtour des ongles.

Des critères rigoureux sont requis pour impliquer une moisissure comme agent pathogène possible notamment dans les onychopathies : la moisissure doit être présente en culture pure à quasi tous les points d'ensemencement, en l'absence d'isolement de pathogène strict, avec un examen direct positif montrant des filaments évocateurs. Enfin, un second prélèvement mettant en évidence les mêmes résultats doit être réalisé. L'arbre décisionnel ci-dessous résume la démarche interprétative recommandée pour le diagnostic d'une onychomycose(8).

La leuconychie superficielle, qui est la forme débutante de certaines onychomycoses à moisissure, représente une exception. Dans ce cas, le grattage de la leuconychie permet, dès le premier examen, de porter le diagnostic d'onychomycose dont le diagnostic différentiel est avant tout une onychomycose à dermatophyte provoquée par *T. mentagrophytes* var. *interdigitale*.

Le logigramme présenté dans la figure 10 résume la démarche à suivre pour l'interprétation des examens mycologiques des prélèvements d'ongle.

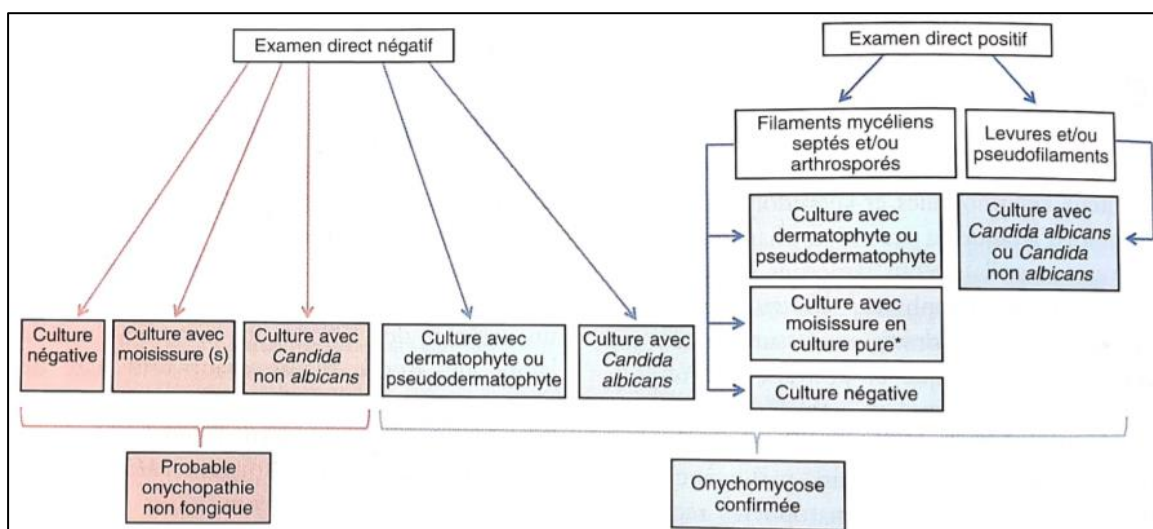


Figure 10 : Logigramme d'interprétation des résultats de l'examen direct et de la culture mycologique des prélèvements d'ongle. (2)

*A contrôler par un nouveau prélèvement.

3.2. Difficultés d'interprétation (10)

L'interprétation biologique du résultat de l'examen mycologique tient compte de l'ensemble des données cliniques, épidémiologiques et mycologiques. Ces données doivent être cohérentes.

Les difficultés d'interprétation se rencontrent surtout avec les onychomycoses mais sont valables pour tous les types de mycoses superficielles. En effet, les résultats peuvent être faussement négatifs ou discordants (examen direct objectivant la présence de filaments mycéliens et culture stérile) notamment en fonction de la qualité du prélèvement (faible quantité de matériel récupéré, technique de prélèvement inadaptée, grattage d'un ongle trop distal ou trop superficiel). Concernant plus spécifiquement les ongles, la culture peut permettre d'isoler une moisissure saprophyte dont la pathogénicité n'est pas évidente et qu'il conviendra de rattacher la présence à un contexte clinico-épidémiologique (aspect des

lésions, chronicité, terrain, facteurs favorisants, traitements) afin d'en évaluer ou non l'éventuelle implication dans un processus pathologique.

Toute discordance entre les données analysées nécessite une réflexion approfondie menant parfois à renouveler certaines étapes techniques comme :

- refaire l'examen direct, s'il était négatif avec culture positive à pathogène et/ou présence de lésions d'allure mycosique, ou s'il était positif faible avec culture négative ;
- renouveler le prélèvement, lors d'une suspicion de résultats faussement négatifs en présence d'une clinique évocatrice d'infection mycosique ou en cas de traitement récent par antifongiques qui auraient pu inhiber la pousse d'un pathogène en culture.

Un nouveau prélèvement peut également être nécessaire suite à l'isolement en culture d'une moisissure sur un premier prélèvement : il n'est pas rare que le second prélèvement soit totalement négatif ou permette d'isoler un dermatophyte masqué initialement par la moisissure de développement plus rapide que celui d'un dermatophyte.

Le résultat rendu au prescripteur doit l'aider à la prise en charge thérapeutique de son patient. L'identification de l'espèce en cause est donc importante car elle permet dans certains cas, de déterminer l'origine de la contamination et de mettre en place des mesures de prévention afin d'éviter les ré-infections.

IV. DE L'INTERPRETATION A LA GUERISON

Le succès thérapeutique dans le traitement des mycoses superficielles repose sur un diagnostic fiable. L'efficacité des traitements est en partie conditionnée par l'isolement de l'agent pathogène responsable, ce qui n'est pas toujours évident comme abordé précédemment.

1. Traitements antifongiques - consensus thérapeutiques (1,13,16)

L'arsenal thérapeutique comporte plusieurs familles d'antifongiques :

- polyènes (amphotéricine B, nystatine),
- analogues pyrimidiques (flucytosine),
- griséofulvine,
- azolés (imidazolés, kétoconazole, fluconazole, itraconazole, voriconazole, posaconazole),
- allylamines (terbinafine),
- thiocarbamates (tolnaftate),
- morpholines (amorolfine),
- hydroxypyridine (ciclopiroxolamine),

Ces molécules sont utilisées par voie systémique et/ou par voie locale.

Les indications des traitements antifongiques sont à moduler selon l'agent pathogène et l'état immunitaire du patient, mais également selon la localisation et l'étendue des lésions.

Le choix de la molécule dépend de son spectre d'activité, de sa toxicité, de ses données pharmacocinétiques et pharmacodynamiques, et des interactions possibles avec d'autres médicaments.

Aucun antifongique systémique ne doit être prescrit chez la femme enceinte ou allaitant, ainsi que chez le nourrisson de moins de 1 an dont les fonctions hépatiques sont encore immatures.

1.1. Dermatophytoses

L'administration de corticoïdes systémiques ou locaux est à proscrire. Le corticoïde facilite le développement du dermatophyte et sa pénétration dans les tissus profonds. L'utilisation intempestive de corticoïdes locaux peut entraîner l'aggravation de la lésion mycosique initiale, comme par exemple la transformation d'une teigne « simple » en kérion.

a) Dermatophytoses des zones pileuses : Teignes, Kérion, Sycosis

Le traitement des teignes doit être démarré le plus rapidement que possible

Il associe systématiquement un traitement par voie locale et par voie générale.

La griséofulvine per os reste le traitement de première intention à raison de 20 mg/kg/j chez l'enfant et 1g/jour chez l'adulte (en 2 prises) pendant une durée de 6 à 8 semaines.

La griséofulvine peut être responsable d'effets secondaires tels que des nausées, des troubles gastro-intestinaux, une altération du goût, des réactions cutanées (allergiques ou photosensibilisation), un effet antabuse et une toxicité hématologique. Son absorption est améliorée avec les graisses, la prise au cours des repas est donc conseillée.

En cas de contre-indication ou d'effets secondaires à la griséofulvine, la terbinafine (3 à 6 mg/kg/j pendant 2-4 semaines) pourrait être indiquée en particulier en cas de teignes endothrix à *Trichophyton sp.*, pour lesquelles sa supériorité a été démontrée(17).

En traitement local associé le tolnaftate (Sporiline®) présenté sous forme de lotion huileuse est intéressant pour les cheveux crépus et les lésions crouteuses, facilitant la pénétration du médicament et le coiffage. Un shampooing antifongique (Ketoderm® gel, Sebiprox®) peut être utilisé deux fois par semaine en complément. En présence d'une teigne inflammatoire, il est préférable de privilégier les antifongiques classiques comme l'éconazole.

Enfin, les mesures d'éviction scolaire en cas de teigne anthropophile, ont été revues par le Haut Conseil de la santé publique qui stipule dans le « Guide des conduites à tenir en cas de maladies infectieuses dans une collectivité d'enfants ou d'adultes» que cette éviction peut être levée sur présentation d'un certificat médical attestant d'une consultation et de la prescription d'un traitement adapté.(13)

b) Dermatophytoses de la peau glabre

Dans les dermatophytoses de la peau glabre, un traitement par un antifongique local est suffisant quand il s'agit d'une lésion unique. En cas de lésions multiples, d'atteinte des poils, de lésions inflammatoires ou si l'amélioration est insuffisante sous traitement local, un traitement systémique est nécessaire. La terbinafine 250 mg/jour pendant 2 semaines ou la griséofulvine 1 g/ jour pendant 4 semaines sont indiquées. La griséofulvine sera préférée en cas de lésions inflammatoires ou s'il s'agit d'un enfant.

En cas d'intertrigo dermatophytique sans autre localisation associée (plantaire, unguéale etc.), le traitement local seul suffit.

En cas de kératodermie palmoplantaire, l'association au traitement local d'un antifongique oral et de topiques kératolytiques est nécessaire. En pratique la terbinafine est prescrite pendant 2 semaines associée à un antifongique local.

c) Dermatophytoses des ongles (18,19)

En cas d'atteinte mineure ou modérée, un traitement antifongique local seul est envisageable après élimination mécanique (grattage, meulage) ou kératolyse chimique (par l'urée) de la zone infectée. Les solutions filmogènes ou les vernis sont en général préférés. L'Amycor onychoset® associant urée 40 % et bifonazole 1 % combine avulsion chimique et traitement antifongique. Il s'avère particulièrement utile en cas d'hyperkératose ou d'onycholyse associée. Il s'utilise pendant une durée moyenne de 1 à 3 semaines avec poursuite du traitement antifongique après la chute de la partie infectée de l'ongle. Des effets indésirables à type de rougeurs, irritations, desquamation, allergie ou sécheresse de la peau peuvent survenir.

La durée du traitement antifongique local sera au total de 1 à 3 mois mais peut être prolongée jusqu'à 12 à 18 mois.

En cas d'atteinte sévère, l'association d'un traitement systémique au traitement local semble bénéfique.

La terbinafine est le médicament de 1ère intention ; elle est prescrite à la dose de 250 mg/j en une prise au cours du repas, pendant 3 à 6 mois pour les ongles des pieds, et 6 semaines à 3 mois pour les ongles des mains.

Un traitement intermittent par terbinafine est possible et consiste en la prise de 250 mg / j pendant 1 mois, puis 1 mois de pause, puis à nouveau 1 mois de traitement; il semble aussi efficace que le traitement continu selon certains auteurs.(20)(21)

Deux autres médicaments sont utilisables : l'itraconazole et le fluconazole mais ils présentent des interactions médicamenteuses dont il faut tenir compte.

Le traitement antifongique local en association est prescrit jusqu'à la guérison de l'ongle.

L'efficacité du traitement antifongique sera évaluée par l'observation de l'évolution clinique. (22) La guérison ne sera observée qu'après repousse complète de l'ongle ; le patient doit être informé de ce délai.

Les annexes 1 et 2 résument les thérapies utilisées dans la prise en charge des onychomycoses en France, ainsi que les principaux effets indésirables, les interactions médicamenteuses et les précautions d'emploi liées à l'utilisation des trois molécules disponibles en traitement systémique.

Les antifongiques azolés sont généralement inhibiteurs du CYP450A4* et peuvent ainsi inhiber l'élimination des médicaments métabolisés par ces enzymes et augmenter leur concentration dans le sang. Un risque de surdosage peut survenir en cas d'association à des médicaments à marges thérapeutiques étroites tels que les immunosuppresseurs (tacrolimus et ciclosporine) ou encore les AVK*, nécessitant une surveillance particulière. De plus, ils sont hépatotoxiques. Un bilan hépatique avec dosage des transaminases est recommandé avant et pendant le traitement. La terbinafine, elle, est généralement bien tolérée. Les troubles gastro-intestinaux sont fréquents, la toxicité hématologique et hépatique est à surveiller.(23)

Dans tous les cas d'onychomycose à dermatophyte, il est indispensable de détecter et de traiter toutes les localisations associées, de désinfecter les sources de re-contamination (chaussures ou chaussons, tapis de bain, serviettes et autres objets servant à nettoyer les pieds). Des conseils de prévention doivent être donnés au patient pour éviter les récives (ne pas marcher pieds-nus dans les lieux de contamination, bien sécher ses pieds. . .).

1.2. Candidoses

a) **Candidoses des plis (1,9)**

C. albicans est l'espèce la plus fréquemment responsable des candidoses cutanées des plis avec souvent une extension à la peau adjacente.

Pour une lésion unique, on utilise des traitements antifongiques locaux par imidazolés et ciclopiroxolamine.

Il faut lutter contre les facteurs favorisants locaux (macération, contact avec l'eau, irritation...) et traiter un foyer digestif ou vaginal associé.

b) Candidose unguéale (18,19)

Dans le cas d'une onychomycose primaire, le *Candida spp.* (presque toujours *C. albicans*), est le seul responsable de l'onychopathie et le traitement antifongique amène la guérison du patient. L'atteinte débute le plus souvent par une paronychie de quelques doigts (1—3 doigts) et rarement par une simple onycholyse.

Le traitement d'une onychomycose primaire à *Candida spp.* peut être uniquement local si l'atteinte est mono-dactylique (avec ou sans périonyxis) ou s'il s'agit d'une simple onycholyse (découpage de la tablette, séchage et antifongique topique). Les antifongiques locaux efficaces sont les dérivés azolés, la ciclopiroxolamine, et éventuellement la terbinafine. Une application 4 à 6 fois par jour est recommandée jusqu'à guérison.

L'onychomycose candidosique secondaire est une colonisation ou surinfection d'une onychopathie d'autre étiologie (paronychie chronique allergique ou traumatique, onycholyse, psoriasis, etc.). Différentes espèces de *Candida* en sont responsables et les doigts (souvent 8—10) sont atteints de façon symétrique sur les 2 mains. Un traitement antifongique local peut être proposé pour traiter cette surinfection avant de débiter le traitement de l'onychopathie qui souvent justifie une corticothérapie locale.(10)

En cas d'échec ou d'atteinte pluri-dactylique avec paronychie, un traitement systémique doit être associé au traitement local. Le fluconazole (150—300 mg/j pris un jour par semaine) et l'itraconazole (400 mg/j pris une semaine par mois) pendant 4 à 6 semaines ont montré leur efficacité et leur bonne tolérance mais ne possèdent pas, en France, d'AMM dans cette indication. La terbinafine orale a une mauvaise activité dans cette indication. Dans tous les cas, des mesures associées sont nécessaires : un séchage soigneux des mains pour éviter la macération, double port de gants (coton et caoutchouc) lors des contacts avec l'eau et suppression d'autres facteurs favorisants (dermo-corticoïdes, équilibre d'un diabète. . .)

1.3. Pytirosporoses

a) Pytirisias versicolor: (1,6,24)

Le traitement du pityriasis versicolor a pour but d'éliminer le *Malassezia sp.* par une double action mécanique et chimique.

Le traitement fait appel en première intention à un traitement local intéressant toute la surface corporelle. En pratique, un des traitements les plus utilisés est le kétoconazole 2 % en gel moussant.

D'autres possibilités thérapeutiques existent telles que le sulfure de sélénium, un imidazolé local, la ciclopiroxolamine et la terbinafine crème. Ces produits sont appliqués quotidiennement pendant 2 à 3 semaines.

Le traitement par voie générale est indiqué dans les formes résistantes au traitement local, étendues et/ou récidivantes. Il repose sur le fluconazole 300 mg/semaine pendant 2 semaines ou l'itraconazole 100 à 200 mg/jour pendant 5 à 7 jours.

Après traitement, la guérison est vérifiée par la négativité du scotch test.

Les récurrences sont fréquentes à l'arrêt du traitement et posent la question de l'intérêt d'un traitement prophylactique. Une éviction des facteurs favorisants (régulation de la sécrétion de sébum, diminution de la macération/hypersudation et/ou de l'utilisation de produits gras ou huiles pour le corps) pourrait prévenir les rechutes.

b) Dermite séborrhéique (DS) (25)

Le traitement est presque toujours local avec des rechutes quasi constantes à son arrêt. L'utilisation d'une base lavante douce pour la toilette est conseillée.

Dans les états pelliculaires simples : utilisation de shampoings (à la pyrithione de zinc, à la piroctone-olamine, au kétoconazole ou au sulfure de sélénium)

Dans les formes habituelles de DS de la face et du tronc : le traitement d'attaque par antifongiques locaux ou par gluconate de lithium dure environ 2 à 4 semaines, puis un traitement d'entretien séquentiel peut être proposé.

1.4. Onychomycoses à moisissures (26)

Seules les moisissures pseudo-dermatophytes comme *Neoscytalidium sp.*, sont considérées comme toujours pathogènes. Si le diagnostic d'onychomycose à moisissure est confirmé d'après des critères stricts reposant sur au moins deux examens mycologiques réalisés dans un laboratoire expérimenté, son traitement demeure souvent un vrai défi.

En effet, le traitement des onychomycoses à moisissures n'est pas standardisé.

-Lorsque la matrice est saine, le traitement antifongique local peut suffire. La durée du traitement (de 6 mois à 1 an) dépendra de la rapidité de la pousse de l'ongle.

L'application d'une solution filmogène de ciclopirox (Mycoster®, Onytec®) ou d'amorolfine (Loceryl®) est habituellement proposée. Par ailleurs, l'avulsion chimique par l'urée dans la pommade à l'urée seule (Onyster®) ou dans l'association bifonazole-urée (Amycor Onychoset®) permet d'éliminer plus facilement la kératine parasitée, favorisant ainsi l'action de l'antifongique local utilisé. Ces traitements locaux se sont montrés efficaces sur des onyxis à *Scopulariopsis brevicaulis*, *Acremonium sp.* ou *Fusarium sp.* (27).

L'Amphotéricine B en solution topique est devenue un traitement de choix à proposer dans les cas d'onychomycoses à moisissures. Elle a montré son efficacité pour le traitement d'onychomycoses à *Fusarium sp.* et à *Aspergillus sp.* (28)

-Lorsque la matrice est atteinte, un traitement par voie générale est souvent envisagé.

L'itraconazole (Sporanox®), donne des résultats intéressants surtout dans les infections à *Aspergillus sp.*, *Fusarium sp.* ou *S. brevicaulis*, ainsi que dans les associations moisissures-dermatophytes (27,29).

La terbinafine (Lamisil®), moins active sur les moisissures que sur les dermatophytes, a tout de même montré une efficacité sur des onychomycoses à *Aspergillus sp.* et à *S. brevicaulis* (29).

Parmi les autres antifongiques azolés existants, le voriconazole et le posaconazole présentent une efficacité *in vitro* sur la majorité des moisissures, notamment sur le *Neoscytalidium sp.*, qui s'avère être résistant à la majorité des traitements topiques et systémiques usuels (griséofulvine, ketoconazole, fluconazole, itraconazole, terbinafine). *In vivo*, le traitement des onychomycoses à *Neoscytalidium hyalinum* par vernis à l'amorolfine semble efficace (30,31).

L'avulsion chimique de l'ongle parasité à l'aide d'une crème à l'urée potentialise la réponse au traitement antifongique local.

2. Evolution

Les mycoses superficielles sont des pathologies qui se soignent bien à partir du moment où le diagnostic a été correctement posé, l'espèce fongique en cause identifiée et le traitement bien suivi.

Les dermatophytoses représentent la majorité des mycoses superficielles et bien que les antifongiques azolés et la terbinafine aient été abondamment prescrits, les résistances des dermatophytes à ces antifongiques rapportées dans la littérature restent rares. Deux cas de résistance à la terbinafine chez *T. rubrum* ont été initialement documentés et analysés au niveau biochimique et en biologie moléculaire.(32) Ces cas sont dus à des mutations ponctuelles dans le gène codant pour la squalène époxidase, enzyme impliquée dans la synthèse de l'ergostérol membranaire et cible de la terbinafine. Les cas rapportés depuis quelques années semblent être en augmentation mais restent rares. Ils concernent toujours des espèces du genre *Trichophyton* et le mécanisme de résistance est le même que celui décrit initialement (33–35).

Les onychomycoses sont sujettes aux échecs thérapeutiques non pas à cause de résistances au traitement mais plutôt en raison de leur longue durée (jusqu'à 2 ans pour les pieds) qui nécessite patience et observance rigoureuse.

D'autres facteurs d'échec thérapeutique dans les onychomycoses sont à évoquer :

- une mauvaise diffusion des antifongiques dans l'appareil unguéal parce qu'il existe :
 - une hyperkératose sous-unguéale et de la tablette diffuse ou localisée,
 - une onycholyse qui empêche la diffusion des antifongiques systémiques à partir du lit de l'ongle, ne permettant qu'une pénétration à partir de la matrice,
 - une atteinte latérale, car l'absence d'attachement de la tablette aux gouttières latérales forme une onycholyse physiologique et la vascularisation y est moins bien développée ;
- un traitement interrompu trop tôt en présence :
 - d'une vitesse de pousse unguéale lente (moins de 3 mm en six mois),
 - d'une atteinte de plus de 75 % de la surface de la tablette, avec atteinte matricielle ;
- une recontamination par : une autre localisation dermatophytique, non guérie ou non traitée,
 - une localisation dermatophytique d'un proche, non traitée ;
- la persistance de facteurs favorisants (notamment pour l'onychomycose à *Candida*) ;
- un mauvais choix d'antifongiques pour : une onychomycose due à une espèce non sensible aux traitements disponibles (par exemple : certaines moisissures).

V. MATERIELS ET METHODES

1. Recueil et analyse des données

L'objectif principal de ce travail est de décrire l'épidémiologie des mycoses superficielles diagnostiquées au laboratoire de parasitologie-mycologie du CHUM en matière d'espèces retrouvées et localisations cliniques associées.

Pour cela, un recueil de données a été effectué à partir du logiciel GLIMS utilisé au laboratoire. L'étude a inclus tous les patients pour lesquels une analyse mycologique de la peau ou des phanères a été réalisée entre le 1er janvier 2014 et le 31 décembre 2018. La période des 5 années analysée a été choisie car elle correspond à la période écoulée depuis l'installation du logiciel GLIMS au laboratoire.

Les données issues des interrogatoires des patients ont été colligées manuellement à partir de la fiche « renseignements patient », remplie à la main par le préleveur lors de chaque prélèvement, et scannée dans le dossier informatique du patient (cf. annexe 3).

Les résultats des examens directs rendus avec une évaluation semi-quantitative des éléments fongiques observés ont été reclassés selon différents critères de positivité. (ED positif à levures, spores ou filaments ; ED positif à filaments ; ED positif à pseudo-filaments ou levures filamenteuses).

En ce qui concerne la récupération des résultats de culture, une requête informatique a permis d'extraire l'ensemble des isoléments rapportés dans les comptes-rendus de patients pour la période indiquée. Ces isoléments ont ensuite été triés et classés en différentes catégories d'intérêt via un tableur EXCEL afin de permettre l'analyse des données.

Des requêtes informatiques ont permis de colliger les résultats d'examen direct et de culture associés aux échantillons issus de l'ensemble des prélèvements de patients.

Le logiciel EXCEL a aussi permis d'effectuer la majorité des calculs de statistiques descriptives : moyennes, médianes, effectifs et pourcentages.

Enfin les tests statistiques réalisés ont été effectués par le logiciel SAS version 9.4 (SAS Institute, Inc., Cary, NC).

Les patients bénéficiant d'un prélèvement à visée diagnostic mycologique au laboratoire sont informés de l'utilisation possible de leurs données dans le cadre d'études épidémiologiques par une note d'information affichée dans les salles d'attente du laboratoire et dans les box de prélèvements.

Dans le cadre de cette étude, tous les patients concernés ont été informés par courrier de l'utilisation des données contenues dans leur dossier médical. Ils ont également été informés de leurs droits d'accès, d'opposition et de rectification de ces données. Tous les patients ayant reçu l'information et ayant répondu favorablement ou n'ayant pas répondu ont été inclus dans l'étude. Aucun patient ne s'est opposé à l'étude.

L'étude a été approuvée par le comité d'éthique du CHU de la Martinique.

2. Recueil et analyse des prélèvements

- **Recueil des échantillons**

Les prélèvements de peau et de phanères à visée diagnostique mycologique sont réalisés au laboratoire du CHUM, sur rendez-vous, par les biologistes et/ou les internes habilités dans un box de prélèvement prévu à cet effet. Pour chaque patient une fiche de renseignements est remplie lors d'un interrogatoire, elle détaille les informations clinico-épidémiologiques nécessaires à l'interprétation du résultat (cf. annexe 3).

L'ordonnance médicale précise la localisation des lésions. Le biologiste examine le patient, en partant de la lésion signalée par le médecin et en poursuivant l'examen vers d'autres zones possibles d'infection. Il procède au questionnement du patient et détermine le nombre de lésions à prélever en fonction de leur aspect. Il effectue :

- 1 prélèvement par site différent (ex. ongle, espace inter-orteil, plante)
- 1 prélèvement par lésion d'aspect différent

La localisation et la description des lésions prélevées sont notées sur la feuille de renseignement. Le prélèvement est ensuite réalisé avec la technique adaptée au type de mycose recherché ainsi qu'à la localisation et à l'aspect des lésions présentées.

En ce qui concerne la fenêtre thérapeutique nécessaire dans les cas de teigne, l'expérience nous a montré qu'un traitement exclusivement local n'empêchait pas la pousse du dermatophyte en culture (parfois juste retardée). (36) De même, dans le cas des onychomycoses traitées par solutions filmogènes à base de ciclopirox, 1 mois de fenêtre thérapeutique suffit.

Une attention particulière est apportée au nettoyage préalable des lésions lors du prélèvement. Les squames des couches superficielles, ou « sales » sont éliminées et conservées dans des boîtes de pétri à part. Ces squames ne sont pas ensemencées afin de limiter au maximum la contamination et/ou l'envahissement des milieux de culture par des moisissures environnementales qui sont véhiculées par l'air ambiant et dont les spores, présentes sur les sols se retrouvent facilement sur la peau et les phanères. Ces moisissures saprophytes non pathogènes sont très fréquentes dans notre environnement tropical chaud et humide, et se retrouvent surtout au niveau des prélèvements des pieds. Le challenge consiste autant à isoler les pathogènes stricts dans un cocktail de moisissures qu'à diagnostiquer les vraies mycoses à moisissures.

De même, nous accordons au laboratoire du CHUM une importance capitale à la recherche de localisations associées de mycoses superficielles. En effet, les onychomycoses qui constituent un motif de prescription récurrent, s'intègrent souvent dans un tableau de mycose superficielle touchant plusieurs zones des pieds et des mains et non pas seulement l'ongle. Ces localisations annexes de mycoses superficielles ne sont pas toujours repérées par le médecin prescripteur qui n'indique sur l'ordonnance, que la lésion majeure ou évidente, ou encore de celle qui lui a été signalée par le patient.

L'exemple type est celui du patient avec une prescription pour prélèvement de squames unguéales de la main mais qui présente aussi des lésions évocatrices d'onychomycose des pieds. Il est donc important d'examiner le patient « dans sa globalité », sans se cantonner à la prescription. Cette démarche est chronophage mais nécessaire.

Chaque prélèvement associé à une localisation précise est enregistré avec un numéro d'examen distinct dans le système informatique du laboratoire (SIL), et la fiche « Renseignements patient » est numérisée dans le dossier patient correspondant.

- Analyse biologique des échantillons

L'analyse biologique des échantillons au laboratoire de parasitologie-mycologie du CHUM suit les principes et recommandations énoncés en partie III. : « Du prélèvement à l'interprétation ».

-Examen direct

Les échantillons de peau/phanères sont analysés par une méthode d'éclaircissement-dissociation des kératinocytes et coloration des éléments fongiques. Sur la période de 5ans analysée, 2 méthodes se sont succédées au laboratoire : le Rouge Congo (utilisé à partir de fin 2014 dans un kit prêt à l'emploi : le MYCETCOLOR®) a remplacé le Noir Chlorazol qui était utilisé auparavant. En cas de recherche de *Malassezia sp*, une lecture du scotch test est effectuée dans du bleu de lactophénol. En cas de recherche de teigne, les cheveux prélevés sont montés entre lame et lamelle dans du Chloral-lactophénol, pour évaluation du parasitisme pilaire.

-Culture

Chaque échantillon est ensemencé sur milieux Sabouraud avec antibiotiques (Chloramphénicol, Gentamicine) +/- Cycloheximide (Actidione®), en tubes.

Deux cas de figure réclament l'ensemencement d'un milieu de culture supplémentaire :

- les écouvillons issus de prélèvements de périonyxis sont ensemencés en plus sur un milieu chromogène CAN2® à la recherche de *Candida albicans* qui est fréquemment isolé dans ce type de lésion.

- les échantillons pour lesquels une recherche de *Malassezia sp*. est demandée, sont ensemencés en plus sur une gélose en boîte contenant du milieu Sabouraud avec antibiotiques (Chloramphénicol, Gentamicine) additionnée d'huile d'olive stérile, nécessaire à la croissance de cette levure lipophile.

Tous les milieux sont incubés à l'étuve à 27+/- 2°C pour une durée minimale de 3semaines. La lecture des milieux s'effectue 2 fois par semaine par le couple biologiste/technicien selon la démarche diagnostique propre au laboratoire (cf. figure 11), afin de décider des isolements à repiquer et/ ou à identifier. Une attention particulière est portée à la détection du risque d'envahissement d'une colonie de pathogène par les moisissures (non pseudo-dermatophytes). En effet, la fréquence d'isolement de ces dernières sur nos milieux est élevée. Dès lors que ce risque est détecté, les colonies de pathogènes suspectées sont isolées par repiquage sur gélose malt pour les champignons filamenteux, et sur milieu chromogénique pour les levures.

De même, lorsque l'aspect macroscopique d'une colonie de champignon filamenteux est évocateur, mais que celle-ci montre des signes de souffrance, un repiquage systématique sur gélose au malt est réalisé afin de favoriser la fructification du champignon.

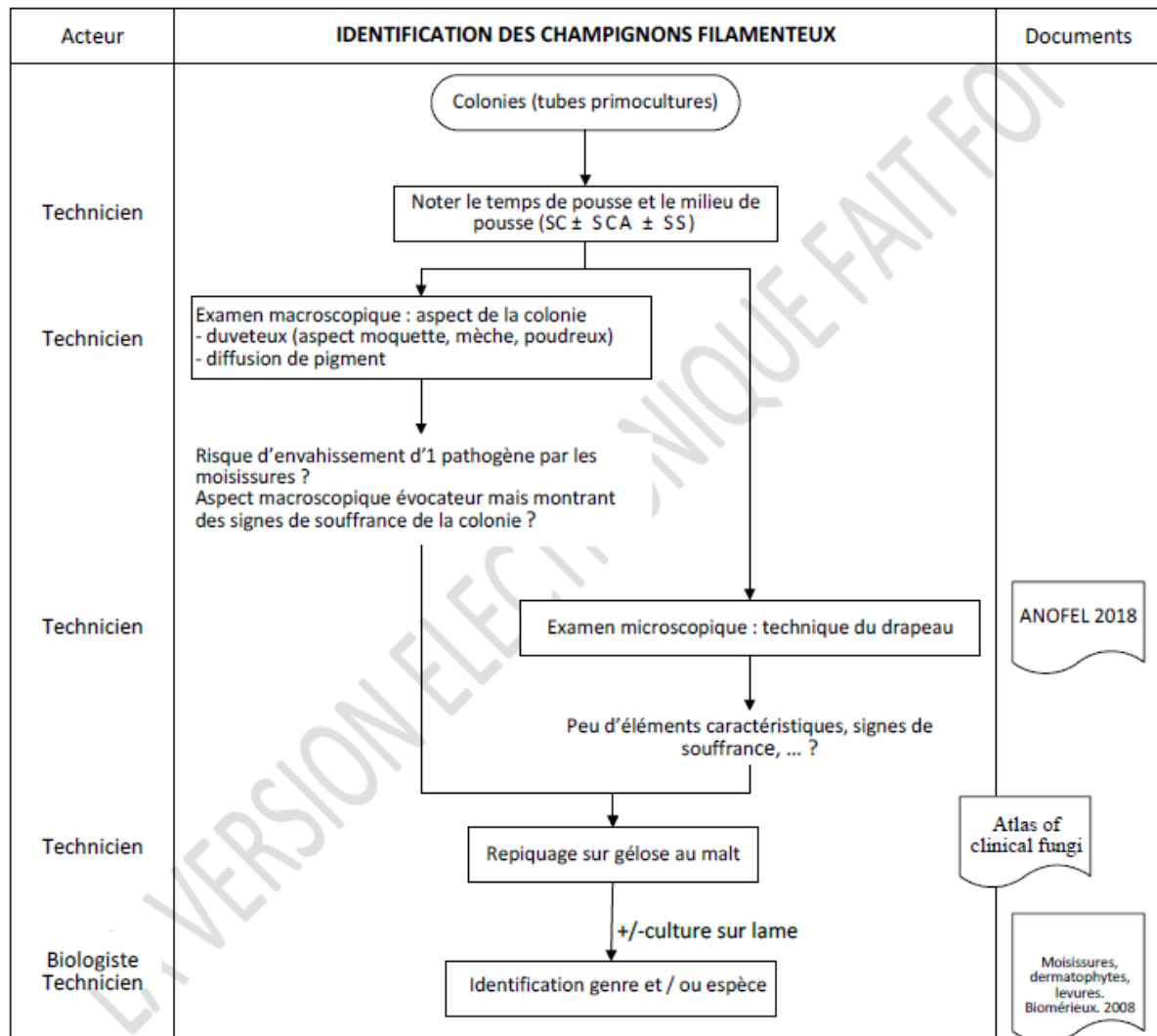


Figure 11 : Logigramme d'aide à l'identification des champignons filamenteux.

Remarque : Les colonies de levures (non représentées sur ce logigramme) sont repiquées systématiquement sur milieu chromogénique afin d'être identifiées par spectrométrie de masse.

-Réensemencement

Lorsque la quantité de squames prélevée est suffisante et qu'une moisissure pousse en culture, associée à un examen direct positif à filaments mycéliens septés et ramifiés, les squames initialement prélevées sont réensemencées sur milieu SC et SCA. Si on retrouve la moisissure en culture, c'est un argument supplémentaire pour envisager son éventuel rôle pathogène.

-Tests complémentaires

En fonction des cas, différentes techniques complémentaires sont rajoutées. Parmi les plus fréquemment réalisées au laboratoire du CHUM, on retrouve:

- le repiquage des colonies de champignons filamenteux d'intérêt sur gélose au malt ;
- la culture sur lame pour aider à l'identification de certaines espèces de moisissures notamment les *Fusarium* ;
- le repiquage sur milieu chromogène des levures (Gélose chromID Candida CAN2®) pour identifier *Candida albicans*/*Candida dubliniensis* dont les colonies sont bleues brillantes ;

- le test à l'urée pour différencier *T. mentagrophytes* de *T. rubrum* ;
- le repiquage sur gélose Agar-Tween pour favoriser l'expression du pigment rouge de *T. rubrum*.

-Identification :

L'identification des **champignons filamenteux** s'effectue après réalisation du test du drapeau de Roth et montage dans du colorant bleu de lactophénol. Elle associe la confrontation des critères macroscopiques et microscopiques observés.

- En ce qui concerne les **dermatophytes**, l'aspect des conidies définit 3 grands genres :
- Le genre *Microsporum*, caractérisé par la présence de macroconidies fusiformes à paroi verruqueuse ou échinulée, et de microconidies le plus souvent piriformes, mais parfois rondes
 - Le genre *Trichophyton*, présentant des macroconidies à paroi lisse ainsi que des microconidies rondes ou piriformes selon les espèces
 - Le genre *Epidermophyton*, caractérisé par l'absence de microconidies et la présence de macroconidies à paroi mince en forme de massue (aspect de régime de bananes) ; ce genre ne présente qu'une espèce *E. floccosum*.

Bien qu'une nouvelle classification des dermatophytes ait entraîné la modification taxonomique de certaines espèces depuis 2017(37), celles présentées dans cette étude correspondent à la classification antérieure reposant sur les modalités de la conidiogénèse.

L'identification par spectrométrie de masse des champignons filamenteux a été initiée au laboratoire de mycologie du CHUM depuis fin 2018 grâce à l'utilisation de la base de données MSI (Mass Spectrometry Identification) qui est plus complète en spectres de référence de champignons filamenteux que la base de données du fournisseur MALDI Biotyper BRUKER® (Base de données « Fungi » champignons filamenteux et dermatophytes), utilisée en routine pour l'identification des levures.

La technique utilisée au laboratoire du CHUM pour l'identification des **levures** a changé au cours des 5 années étudiées. Après isolement sur milieu chromogène, les colonies étaient identifiées avant 2018 par différentes techniques comprenant la réalisation de :

- Galeries d'identification :
 - En routine : galerie auxacolor
 - Pour les levures non identifiées par l'auxacolor : galerie API32C
- Tests rapides biochimiques ou d'agglutination sur lame :
 - test BICHRO-LATEX ALBICANS FUMOUE® pour la détection rapide de *Candida albicans*, utilisant des particules de latex sensibilisées par un anticorps monoclonal spécifique des espèces *Candida albicans* et *Candida dubliniensis*.
 - test BICHRO-DUBLI FUMOUE® pour la détection de *C. dubliniensis*, utilisant des particules de latex sensibilisées par un anticorps monoclonal spécifique de l'espèce.
 - test KRUSEI COLOR FUMOUE® pour la détection de *C. krusei*, utilisant des particules de latex sensibilisées par un anticorps monoclonal spécifique de l'espèce.
 - test au tréhalose pour la détection de *C. glabrata*.

Avant l'utilisation de la spectrométrie de masse par MALDI-TOF, pour des raisons de coût, de temps, et parce que l'identification à l'espèce de *Candida albicans* n'apportait pas d'élément

influant sur la prise en charge du patient, l'identification du groupe *C.albicans/C.dubliniensis* dans les prélèvements de peau et phanères était exclusivement morphologique. L'aspect et la couleur bleue des colonies de levures sur milieux chromogènes permettait d'identifier le groupe *C . albicans/C. dubliniensis*. Une galerie biochimique d'identification était réalisée si la couleur bleue de la colonie était atypique.

Depuis l'utilisation du MALDI-TOF, nous identifions à l'espèce toutes les levures.

3. Démarche Interprétative

Comme présenté dans la partie III.3.1, l'interprétation des résultats analytiques au laboratoire du CHUM intègre l'analyse des données épidémiologiques et cliniques indiquées sur la fiche « Renseignements patient » afin de proposer une conclusion contextuelle la plus juste possible.

VI. RESULTATS

1. Caractéristiques de la population étudiée:

- Nombre de patients (cf. tableau 2)

-On dénombre 1641 patients inclus dans l'étude, chaque patient correspondant à une identité propre, nous les appellerons « **patients-objet** ».

-Un « patient-objet » peut présenter plusieurs visites au laboratoire. On dénombre donc 1796 « visites-patient » ou encore appelés « **patients-visiteurs** ». Parmi ces visites, 293 correspondent à des visites multiples, soit à des patients revenus au laboratoire au moins 1 fois pour un second prélèvement, ou à des patients dont les prélèvements ont été répétés et analysés au laboratoire à des moments différents.

- **1503 patients présentent des visites uniques** (ils sont venus une seule fois au laboratoire pour un prélèvement) et cumulent 3050 échantillons.

-**138 patients présentent des visites multiples** (ils sont revenus à une ou plusieurs reprises au laboratoire pour un autre prélèvement) et cumulent 676 échantillons.

- Nombre d'échantillons prélevés (cf. tableau 2)

Au total, 3726 échantillons de peau ou phanères ont été prélevés. Ils correspondent tous à des sites de prélèvement différents (ou localisations) avec parfois plusieurs sites prélevés chez un même patient.

Visites	Nombre de patients	Nombre de visites	Nombre d'échantillons
Visites Uniques (VU)	1503	1503	3050
Visites Multiples (VM)	138	293	676
Total général	1641	1796	3726

Tableau 2 : Nombre de patients, type de visites et échantillons prélevés correspondant.

- Répartition hommes, femmes

Le sex-ratio (H/F) observé est de 0,7 traduisant une prédominance féminine dans la population de l'étude (cf. tableau 5).

Sexe	n patients	%
Femme	966	59%
Homme	675	41%
Total général	1641	100%

Tableau 3 : Répartition hommes-femmes dans la population étudiée.

- Moyenne d'âge

La moyenne d'âge est quasiment la même quel que soit le type de patients « objet » ou « visiteurs » considéré. En fonction du besoin nous utiliserons l'une ou l'autre de ces deux valeurs.

-L'âge moyen des « patients-objet » s'évalue à 45.4 ans pour un total de 1641 « patients-objets ». L'âge retenu dans ce calcul pour les patients détenant plusieurs visites correspond à la moyenne de leurs âges sur l'ensemble des visites.

-L'âge moyen des « patients-visiteurs » s'évalue à 46.1ans pour un total de 1796 « patients-visiteurs ». L'âge retenu dans ce calcul étant l'âge du patient lors de chacune de ses visites au laboratoire.

L'âge minimum par patient retrouvé est de 0 ans (nouveau- né de 1jour) et maximum de 98 ans.

- Tranches d'âge

La répartition des tranches d'âge est quasiment la même quel que soit le type de patients « objet » ou « visiteurs » considéré. La tranche d'âge la plus représentée dans la population étudiée correspond aux patients âgés de 46 à 65ans (38%). (cf. tableau 4 et figure 12)

Tranches d'âge	« Patients-objet »		« Patients-visiteurs »	
0 à 2 ans	56	3,4%	57	3,2%
3 à 15 ans	251	15,3%	270	15,0%
16 à 25 ans	66	4,0%	68	3,8%
26 à 45 ans	307	18,7%	322	17,9%
46 à 65 ans	623	38,0%	688	38,3%
66 à 80 ans	267	16,3%	316	17,6%
Plus de 80 ans	71	4,3%	75	4,2%
Total général	1641	100,0%	1796	100,0%

Tableau 4 : Tranches d'âge observées dans la population étudiée.

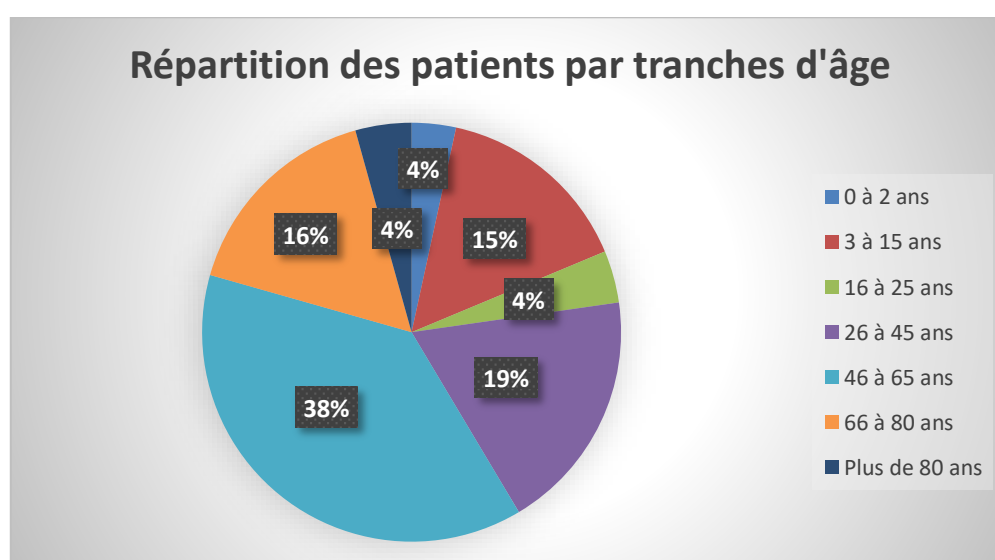


Figure 12 : Répartition des patients par tranches d'âge.

Les tranches d'âge représentées sur la figure ci-dessus sont celles des « patients-objet ».

- Prescripteurs

Les patients sont adressés au laboratoire pour la réalisation d'un examen mycologique de la peau ou des phanères par des prescripteurs externes (médecins de ville et praticiens hospitaliers réalisant des consultations externes) pour la majorité (78%) (cf. tableau 5). Le service de dermatologie est le 1^{er} prescripteur hospitalier en nombre d'échantillons analysés au laboratoire (10% de l'ensemble des échantillons). Par ailleurs, il faut remarquer la diversité des services prescripteurs hospitaliers « autres ». La recherche de mycoses superficielles est une indication courante, surtout dans notre environnement tropical propice à la prolifération des champignons, qui peut s'avérer justifiée quelle que soit la spécialité médicale concernée. Notons que les patients d'hématologie sont peu représentés au laboratoire (moins de 1% des échantillons analysés). Ceci est dû au fait que le CHUM n'a pas les infrastructures nécessaires à la prise en charge les patients lourds, notamment éligibles à la greffe de moelle.

Prescripteurs	n échantillons	%
Prescripteurs externes	2923	78,4%
Dermatologie	385	10,3%
Autres services de médecine ¹	143	3,8%
Pédiatrie	57	1,5%
Maladies infectieuses	51	1,4%
Hôpital de semaine médecine et spécialités	41	1,1%
Chirurgie	34	0,9%
Urgences	29	0,8%
Hématologie	25	0,7%
Hôpitaux périphériques	20	0,5%
Réanimation	18	0,5%
Total général	3726	100%

Tableau 5: Répartition des médecins prescripteurs d'examens mycologiques de la peau et des phanères en proportion du nombre d'échantillons analysés.

¹**Autres services de médecine** : unité sanitaire somatique en milieu pénitentiaire, rhumatologie, gériatrie, neurologie, obstétrique, cardiologie, diabétologie, néonatalogie, médecine interne, soins palliatifs, orthopédie traumatologie, médecine polyvalente, médecine vasculaire, ORL, unité hospitalisation courte durée, hématologie, EHPAD, gynécologie-obstétrique, pneumologie, psychiatrie, centre régional de la drépanocytose, ophtalmologie, endocrinologie.

- Lieu de réalisation des prélèvements

La majorité des patients (92%) sont prélevés par un biologiste ou un interne habilité directement au laboratoire, ou à la demande, dans les services cliniques (cf. tableau 6). Cela permet de garantir la qualité et la quantité des squames récupérées ; éléments indispensables à la bonne réalisation de l'examen mycologique.

Lieu de réalisation des prélèvements	n échantillons	%
Au laboratoire	3446	92%
En dehors du laboratoire	230	6%
Lieu du prélèvement non renseigné (NR)	50	1%
Total général	3726	100%

Tableau 6 : Lieu de réalisation des prélèvements.

- Nature des prélèvements :

Les squames unguéales représentent le 1er type de prélèvements analysés au laboratoire, en nombre d'échantillons (45.2%), suivi de près par les squames cutanées qui représentent 42.6% des échantillons analysés) (cf. tableau 7). Les prélèvements de nature non renseignée correspondent essentiellement à de rares échantillons non prélevés au laboratoire, dont l'origine n'a pas été précisée.

Nature des prélèvements	n échantillons	%
Squames unguéales	1684	45,2%
Squames cutanées	1589	42,6%
Cuir chevelu/ cheveux	339	9,1%
Périonyxis	108	2,9%
Non Renseignée	6	0,2%
Total général	3726	100,0%

Tableau 7 : Nature des prélèvements dans les échantillons.

- Localisation des prélèvements :

-Squames unguéales

Parmi les squames unguéales la majorité des échantillons analysés proviennent des pieds (63%) et plus précisément de l'hallux (cf. tableau8). En effet, les ongles des gros orteils représentent plus de la moitié des échantillons de squames unguéales analysés.

Squames unguéales : Localisation des prélèvements	n échantillons	% de la ligne parente
Pieds	1057	63%
Gros orteil	910	86%
Autre orteil	125	12%
Type d'orteil non précisé	22	2%
Mains	612	36%
Zone unguéale non renseignée (NR)	15	1%
Total général	1684	100%

Tableau 8 : Localisations des prélèvements de squames unguéales dans les échantillons.

Le « % de la ligne parente », indiqué dans le tableau, correspond au pourcentage du sous-total de la catégorie à laquelle appartient le paramètre étudié, mentionné en ligne.

-Squames cutanées

Parmi les squames cutanées, la localisation « pied » regroupe la majorité des échantillons analysés soit 43%. Les autres localisations sont : les grands plis (12%), les mains (12%), les membres inférieurs (8%), le visage (6%), les membres supérieurs (6%), la zone cutanée non renseignée (2%) et les autres parties du corps (12%), (cf. tableau9).

Squames cutanées : Localisation des prélèvements	n échantillons	% de la ligne parente
Pieds	689	43%
Plante	310	45%
Espaces inter orteils (EIO)	252	37%
Autres parties du pied ¹	79	11%
Zone du pied non renseignée (NR)	48	7%
Autres parties du corps²	195	12%
Grands plis	188	12%
Plis inguinaux	102	54%
Plis axillaires	41	22%
Plis sous mammaires	22	12%
Pli interfessier	12	6%
Autres plis ³	11	6%
Mains	166	10%
Paume	86	52%
Autres parties de la main ⁴	37	22%
Zone de la main non renseignée (NR)	29	17%
Espaces interdigitaux (EID)	14	8%
Membres inférieurs	127	8%
Visage	98	6%
Membres supérieurs	95	6%
Zone cutanée non renseignée (NR)	31	2%
Total général	1589	100%

Tableau 9 : Localisations des prélèvements de squames cutanées dans les échantillons.

¹Autres parties du pied : talon, cheville, malléole, orteils, coup de pied / dos du pied

²Autres parties du corps : abdomen, anus, buste, dos, clavicule, cou, fesses, flanc, gland, hanche, lombaire, nombril, nuque, ombligo, omoplate, pelvis, périnée, pubis, poitrine, région génitale, sacrum, scapulaire, scrotum, seins, siège, sternum, testicules, tête, thorax, torse, tronc, ventre, verge, vulve

³Autres plis : pli du coude, pli sous-ventral / abdominal, creux poplité

⁴Autres parties de la main : doigts, dos de la main, poignet

-Cuir chevelu / cheveux

La quasi-totalité des prélèvements de cuir chevelu-cheveu est réalisée au niveau du crâne et donc du cuir chevelu/cheveux (96%). On distingue une petite minorité (4%) d'échantillons prélevés au niveau de zones dites « frontières » car contiguës au cuir chevelu et souvent associées à un prélèvement du cuir chevelu (cf. tableau10).

Squames cutanées du cuir chevelu : Localisation des prélèvements	n échantillons	%
Cuir chevelu	327	96%
Zone frontière¹	12	4%
Total général	339	100%

Tableau 10 : Localisation des prélèvements de squames du cuir chevelu/cheveux dans les échantillons.

¹Zone frontière : lisière du front et du cuir chevelu, tempes, arrière des oreilles, nuque

-Périonyxis

La majorité des prélèvements de périonyxis concerne les doigts de la main soit 89%. On dénombre cependant une minorité d'échantillons (10%) prélevés au niveau des orteils (cf. tableau 11).

Périonyxis : Localisation des prélèvements	n échantillons
Mains	96
Pieds	11
Gros orteil	9
Autre orteil	2
Zone non renseignée	1
Total général	108

Tableau 11 : Localisation des prélèvements de périonyxis dans les échantillons.

- Interrogatoire :

Comme mentionné dans la première partie de ce travail, l'interrogatoire du patient lors du prélèvement est primordial afin de formuler une interprétation contextuelle la plus juste possible. Un interrogatoire est réalisé à chaque visite de patient donc le recueil des données de cet interrogatoire a été effectué pour l'ensemble des patients-visiteurs.

-Durée d'évolution de l'atteinte superficielle avant prélèvement

La durée d'évolution des lésions étant propre à chaque site prélevé, cette donnée a donc été recueillie et comptabilisée pour chacun des 3726 échantillons.

Chez les patients ayant renseigné cette information (46%), on constate que pour plus de la moitié des échantillons (60%), les lésions évoluent depuis au moins 1 an parfois depuis plus de 10ans (5%) (cf. tableau 12 et figure 13).

Ces chiffres témoignent de l'évolution lente des mycoses superficielles et du temps écoulé entre l'apparition des lésions et la réalisation d'un prélèvement à visée diagnostique mycologique.

Durée d'évolution des lésions	n échantillons	% de la ligne parente
Non renseignée	1994	54%
Renseignée	1732	46%
< 1semaine	36	2%
1semaine - 1mois	160	9%
1mois - 6 mois	332	19%
6mois - 1an	157	9%
1an - 3ans	446	26%
3ans - 10 ans	510	29%
>10ans	91	5%
Total général	3726	100%

Tableau 12 : Durée d'évolution de l'atteinte superficielle avant le prélèvement.

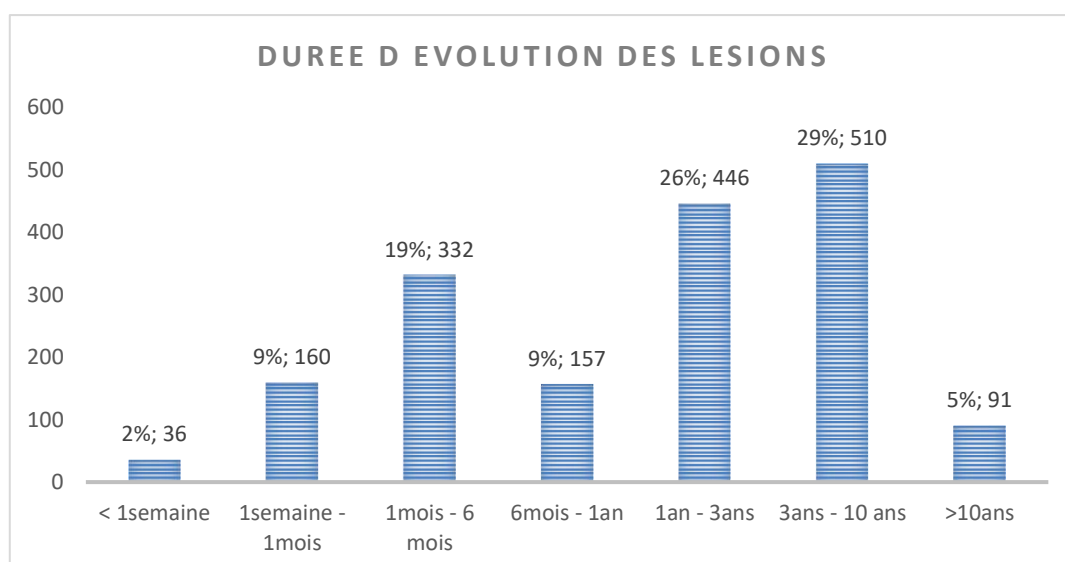


Figure 13 : Durée d'évolution des lésions avant le prélèvement.

-Notion de traitement antifongique antérieur (per os ou local) antérieur au prélèvement

29% des patients-visiteurs déclarent avoir déjà été traités par antifongiques (per os ou local) avant le prélèvement et 49% d'entre eux auraient arrêté ce traitement moins de 3 mois avant le prélèvement (cf. tableau13). Ce qui permet d'évaluer à 14.2% la proportion de patients-visiteurs dont l'arrêt récent du traitement aurait pu éventuellement influencer le résultat.

Traitement antifongique (per os ou local) antérieur au prélèvement	n patients-visiteurs	% de la ligne parente
Non/Non Renseigné	1277	71%
Oui, durée de l'arrêt du traitement	519	29%
<3mois	255	49%
>3mois	175	34%
Non renseignée	89	17%
Total général	1796	100%

Tableau 13 : Notion de traitement antifongique (local ou per os) antérieur au prélèvement.

-Notion de Facteurs de risques (FDR) connus

14% des patients-visiteurs interrogés présentent un facteur de risque de mycose connu. Nous avons distingué ces FDR en 2 catégories : les antécédents médicaux et les facteurs de risque « autres », la répartition détaillée de ces derniers apparaît dans l'annexe 4.

Parmi les 65% de patients présentant des antécédents médicaux : on retrouve 48% de patients diabétiques, 47% de patients immunodéprimés ou sous traitement(s) immunosuppresseur(s), 4% de patients ayant subi une ablation chirurgicale unguéale et 1% de patients cumulant diabète et terrain immunodéprimé ou traitement immunosuppresseur (cf. figure 14).

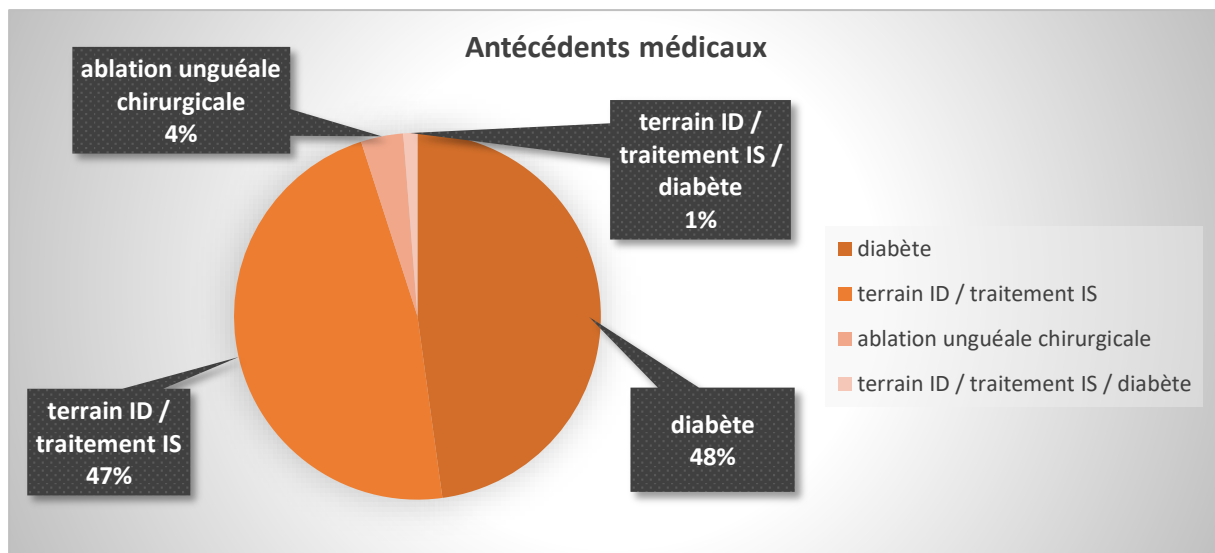


Figure 14 : Antécédents médicaux retrouvés parmi les facteurs de risque de mycose dans la population étudiée.

ID = immunodéprimé ; IS= immunosuppresseur

Les pathologies en cause (par ordre de fréquence) chez ces patients ID ou sous IS sont les suivantes (cf. figure 15). : hémopathie maligne, VIH, polyarthrite rhumatoïde, lupus, greffé rénal, spondylarthrite ankylosante, dermatomyosite, sclérodémie, maladie de Behcet, urticaire, BPCO, arthrite, cancer solide, pathologie traitée par immunosuppresseurs non renseignée

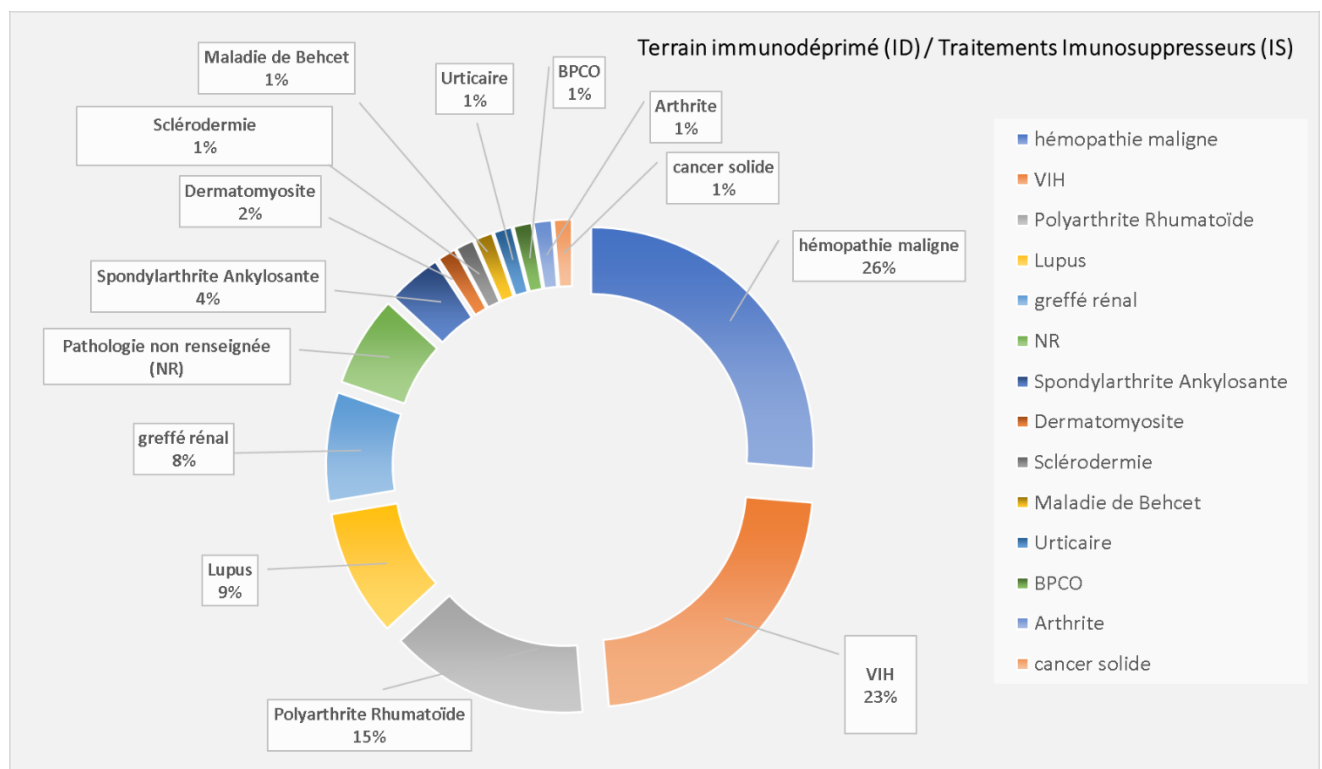


Figure 15 : Pathologies retrouvées chez les patients avec facteur de risque terrain immunodéprimé/traitement immunosuppresseurs.

Parmi les 35% de patients avec facteurs de risque « autres », on retrouve par ordre de fréquence (cf. figure16) : manipulation de produits ménagers, port de chaussures fermées, personne atteinte dans l'entourage, métier "manuel", notion de traumatisme, pose de faux ongles, natation, obésité.

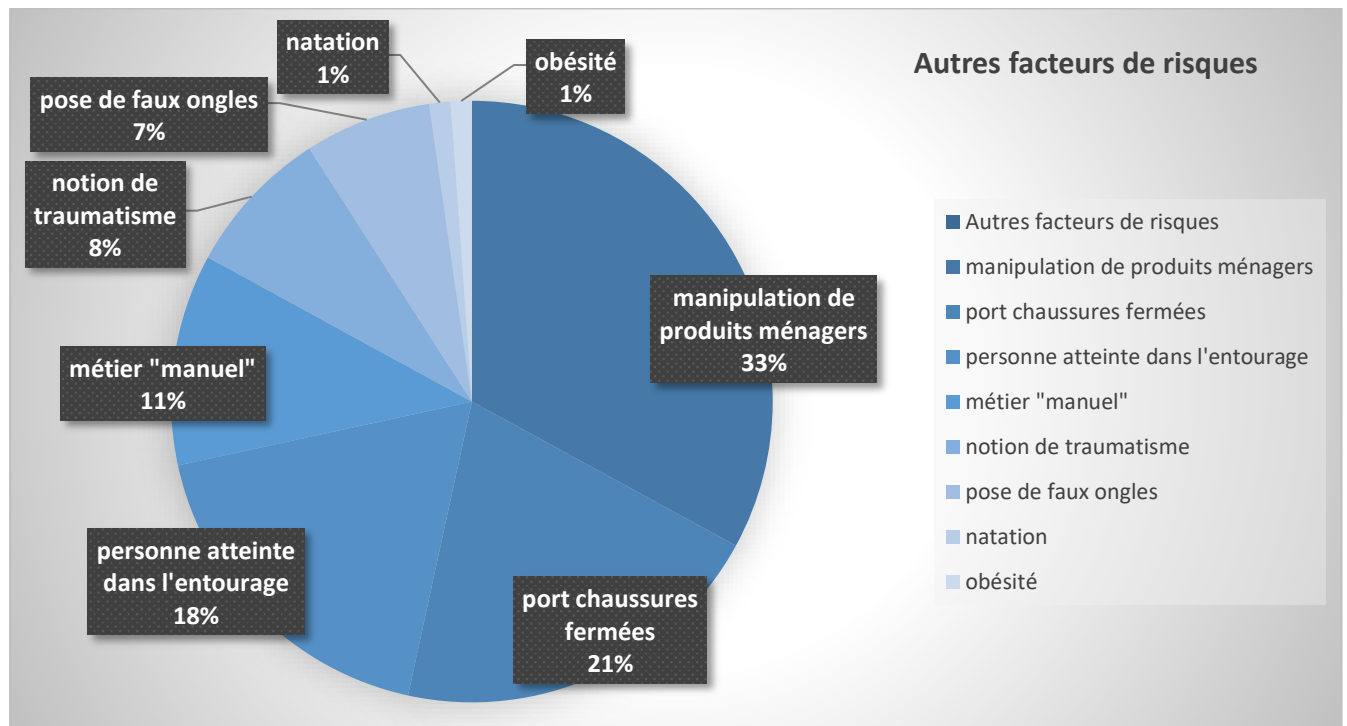


Figure 16 : Détail des autres facteurs de risques retrouvés dans la population étudiée.

Le facteur de risque « notion de contact avec les animaux » a été évalué uniquement chez les patients pour lesquels un diagnostic de mycose due à un dermatophyte zoophile a été effectué. Parmi les 64 patients-visiteurs pour lesquels une mycose superficielle à dermatophyte zoophile a été retrouvée (*Microsporum canis* et *Trichophyton mentagrophytes* var. *mentagrophytes*), 36 rapportent la notion de contact avec les animaux lors de l'interrogatoire soit 56%.

2. Résultats d'examen direct et de culture (ED/culture)

• Examen direct (ED)

Parmi les 3726 échantillons analysés, 346 n'ont pas pu bénéficier d'un ED pour différents motifs comme : la quantité insuffisante de prélèvement pour réaliser à la fois un ED et une culture ou encore le recueil d'un seul écouvillon ne permettant qu'une mise en culture (c'est classiquement le cas des prélèvements de périonyxis). Ces ED non réalisés restent minoritaires et représentent 9% de l'ensemble des échantillons.

Le tableau 14 ci-dessous répertorie le nombre d'examens direct positifs (P) à spores, levures et/ou filaments dans l'ensemble des échantillon étudiés ; ils représentent environ la moitié des ED réalisés (49%). Parmi ces examens positifs il faut distinguer les examens directs positifs à filaments qui représentent 35% de l'ensemble des échantillons et 72% des examens directs positifs (P).

Examen direct (ED)	n	% du total général	% de la catégorie parente
Négatif ED(N)	1714	51%	51%
Positif ED(P)	1666	49%	49%
Négatif filaments ED(Nf)	473	14%	28%
Positif filaments ED(Pf)	1193	35%	72%
Total général	3380	100%	100%

Tableau 14 : Résultats d'examen direct dans les échantillons.

- **Examen direct /Culture**

Nous avons voulu évaluer la proportion des différentes combinaisons de résultats d'examen direct et de culture associées au diagnostic des mycoses à PS au laboratoire. Comme observé dans le tableau 15 ci-dessous, parmi les 3380 échantillons qui ont été analysés à la fois à l'examen direct et en culture on observe que:

- 27.5% des diagnostics de mycoses à PS présentent un ED positif(P) et une culture positive.
- 6.3% des diagnostics de mycoses à PS présentent un ED négatif (N) et une culture positive.
- 44.4% des échantillons présentent un ED négatif associés à une culture négative à PS, permettant de conclure à l'absence de mycose.
- Enfin, 21.8% des échantillons ont un examen direct positif et une culture négative à PS. Dans ce dernier cas, la conclusion est fonction de différents critères : espèce isolée en culture (moisissure ?), présence de filaments à l'examen direct, notion de traitement antifongique débuté avant le prélèvement, aspect clinique des lésions, ...

Examen direct \ Culture à PS	Négatif		Positif		Total général	
	n	%	n	%	n	%
Négatif (N)	1500	44,4%	214	6,3%	1714	50,7%
Positif (P)	737	21,8%	929	27,5%	1666	49,3%
Total général	2237	66,2%	1143	33,8%	3380	100,0%

Tableau 15 : Résultats des examens directs permettant la visualisation des spores, levures ou filaments associés aux résultats de culture à pathogènes stricts (PS).

Nous avons évalué dans le tableau 16 ci-dessous la proportion d'examens directs positifs à filaments associés aux résultats de culture à PS. En effet, La présence de filaments à l'examen direct malgré une culture négative à PS permet d'argumenter en faveur d'une probable origine fongique des lésions.

Examen direct Pf/Nf \ Culture à PS	Négatif		Positif		Total général	
	n	%	n	%	n	%
Négatif filaments (Nf)	1813	53,6%	375	11,1%	2188	64,7%
Positif filaments (Pf)	424	12,5%	768	22,7%	1192	35,3%
Total général	2237	66,2%	1143	33,8%	3380	100,0%

Tableau 16 : Résultats des examens directs permettant la visualisation des filaments associés aux résultats de culture à pathogènes stricts (PS).

On constate que 12.5% des échantillons présentent un examen direct positif et une culture ne retrouvant pas d'espèce pathogène strict. Les résultats de ces échantillons sont

interprétés contextuellement. Cette interprétation nécessite pour certains de réaliser un examen mycologique de contrôle à distance de toute prise d'antifongiques afin de pouvoir confirmer ou infirmer la suspicion d'origine fongique des lésions.

3. Répartition globale des isoléments en culture dans les échantillons:

3.1. Résultats des cultures

La majorité des prélèvements analysés au laboratoire dans le cadre d'une recherche de mycose superficielle de la peau et des phanères s'avèrent positifs en culture. Les 3726 échantillons ensemencés ont généré 72% de cultures positives (2693) et 28% de cultures négatives (1033) (cf. tableau 17).

Résultats de culture dans les échantillons	n	%
Cultures positives	2693	72,3%
≥1 espèce fongique	2675	99,3%
Espèce(s) non fongique(s)	18	0,7%
Cultures négatives	1033	27,7%
Total général	3726	100,0%

Tableau 17 : Résultats des cultures dans les échantillons.

Seuls 18 échantillons ont généré des cultures positives à espèce(s) non fongique(s) seule(s). Ce nombre est négligeable car il représente 0.7% de l'ensemble des cultures positives. Ainsi, le nombre de cultures positives « fongiques » pourra être assimilé au nombre total de cultures positives soit 2693.

3.2. Isolements en culture

Un isolement correspond à un type de micro-organisme ayant poussé en culture pour un échantillon donné et associé à une localisation précise de prélèvement chez un patient. La requête informatique effectuée sur la période 2014-2018 dénombre 4829 isoléments rapportés dans les comptes rendus d'examens mycologiques de la peau et des phanères dont (cf. tableau 18) :

- **4781 de nature fongique (99,0%)**

- 48 de nature « autre », non fongique (1.0%)

La quantité d'isoléments de nature « autre » (non fongique) est à observer de façon relative. En effet, les espèces non fongiques retrouvées en culture (pour la plupart des bactéries) ne sont pas systématiquement rapportées dans les comptes rendus, d'autant plus que les bactéries font partie de la flore commensale de la peau. Cependant en cas de culture pure, et abondante, la présence de germes est indiquée sur le compte rendu, afin d'orienter le prescripteur vers une analyse bactériologique, si celle-ci n'a pas déjà été faite.

Bilan des isoléments en culture	n	%
Fongique	4781	99,0%
Champignons filamenteux	2541	52,6%
Levures	2236	46,3%
Champignons dimorphiques ¹	4	0,1%
Non fongique	48	1,0%
Autres	48	1,0%
Germe	47	1,0%
Algue verte ²	1	0,0%
Total général	4829	100,0%

Tableau 18 : Bilan des isoléments retrouvés en culture dans les échantillons.

¹Champignons dimorphiques: *Fonsecaea pedrosoi* ; *Exophiala spp*

²Algue microscopique : *Prototheca wickerhamii*

3.3. Isoléments en culture de nature fongique

Parmi les isoléments de nature fongique totalisés (n=4781), la première catégorie retrouvée est celle des champignons filamenteux qui représentent 53,1% des isoléments. Viennent ensuite les levures qui représentent 46,8% des isoléments et enfin des champignons dimorphiques ont été isolés de façon sporadique (0,1%) (cf. figure 17).

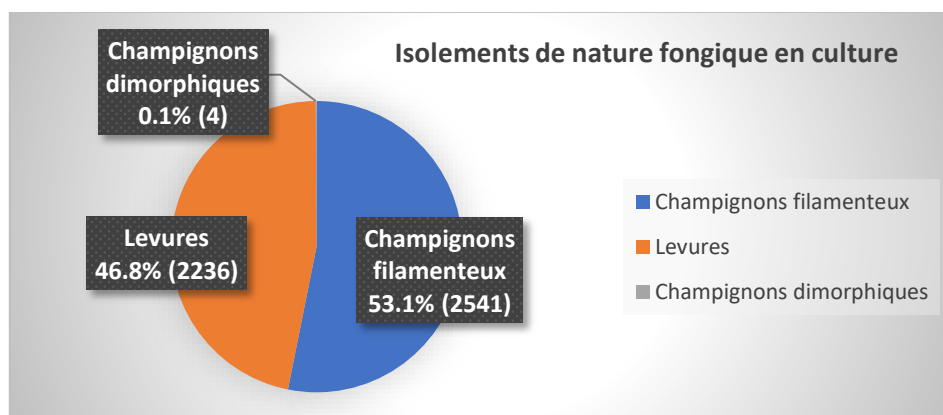


Figure 17 : Dénombrement des isoléments de nature fongique en culture.

Les champignons filamenteux comprennent 2 sous-catégories, décrites dans le tableau 19 ci-dessous.

Les dermatophytes (24,2%), champignons kératinophiles parasites de la peau et des phanères, toujours pathogènes, et les moisissures (75,8%), champignons saprophytes de l'environnement dont les spores sont aéroportées et peuvent se retrouver à l'occasion sur la peau et les phanères.

On retrouve dans les moisissures, les pseudo-dermatophytes, champignons kératinophiles, pathogènes, qui correspondent uniquement aux isoléments du genre *Neocytalidium sp.*, et comptent pour environ 15% des isoléments de moisissures.

Les dermatophytes et les pseudo-dermatophytes sont les 2 catégories de champignons filamenteux à caractère pathogène strict qui sont donc recherchés en priorité lors d'un examen mycologique de la peau ou des phanères.

Les levures se répartissent en :

- levures du genre *Candida sp.*, représentant la majorité (75,8%) des isoléments de levures ;
- levures n'appartenant pas au genre *Candida sp.* (11,0%)
- et quelques rares levures non identifiées par les techniques utilisées (1.5% des isoléments de levures).

L'appellation « champignons dimorphiques » s'applique à des champignons présents sous forme de levures dans les tissus et sous forme filamenteuse dans l'environnement. Parmi les isoléments de champignons dimorphiques retrouvés dans notre étude : 1 correspond à un diagnostic de Chromomycose à *Fonseca pedrosoi*, les autres s'apparentent à des contaminants de type moisissures environnementales.

Isolements de nature fongique en culture	n	% total du général	% de la ligne parente
Champignons filamenteux	2541	53,1%	
Moisissures	1927	40,3%	75,8%
Moisissures non Pseudo-dermatophytes (MNPD)	1639	34,3%	85,1%
Moisissures Pseudo-dermatophytes (MPD)	288	6,0%	14,9%
Dermatophytes	614	12,8%	24,2%
Levures	2236	46,8%	
Levures du genre <i>Candida</i>	1677	35,1%	75,0%
Levures non <i>Candida sp.</i>	525	11,0%	23,5%
Levures non indentifiables	34	0,7%	1,5%
Champignons dimorphiques	4	0,1%	
Total général	4781	100,00%	100,0%

Tableau 19:Répartition des isoléments de nature fongique en culture dans les échantillons.

• Dermatophytes en culture

La répartition des espèces de dermatophytes isolées en culture dans les échantillons est présentée dans le tableau en annexe 5.

L'espèce de dermatophyte la plus fréquemment retrouvée dans les échantillons en culture est *Trichophyton rubrum*, il représente 48.4% des isoléments.

Ensuite on retrouve *Trichophyton tonsurans* avec 22.0% des isoléments. *Trichophyton mentagrophytes* var. *interdigitale* (8.5%), et *Microsporum canis* (8.3%) sont isolés en proportions quasi égales.

Enfin on retrouve *Trichophyton mentagrophytes* var. *mentagrophytes* (6.7%), *Epidermophyton floccosum* (3.3.%) et *Microsporum gypseum* (1.3%).

- **Moisissures en culture**

Le tableau en annexe 6 résume l'ensemble des genres de moisissures isolés en culture. La première catégorie correspond aux mycéliums stériles qui représentent 26% de l'ensemble. Ce sont des contaminants. En deuxième position on retrouve les 2 genres *Neoscytalidium* et *Aspergillus* qui représentent respectivement 14.9% et 14.2% des isollements. Enfin le genre *Fusarium* avec 9.8% et le genre *Penicillium* avec 7.7% occupent les 3^{ème} et 4^{ème} places.

Le détail des espèces de moisissures isolées en culture dans l'ensemble des échantillons est présenté dans le tableau en annexe 7. Les espèces les plus fréquemment isolées sont :

- pour le genre *Neoscytalidium* l'espèce *N. dimidiatum* var. *hyalinum* (93.0%) ;
- pour le genre *Aspergillus* les espèces *A. versicolor* (26.7%) et *A. section nigri* (23.4%)
- et pour le genre *Fusarium* l'espèce *F.solani* (88.8%).

- **Levures en culture**

Le détail des espèces de levures du genre *Candida* et celui des espèces de levures non *Candida* sp. isolées en culture dans l'ensemble des échantillons sont présentés respectivement dans des tableaux en annexes 8, 9 et 10.

L'essentiel des levures retrouvées en culture dans les échantillons appartiennent au genre *Candida* (75%) avec comme espèces les plus fréquemment isolées : *C. parapsilosis* (44.6%), *C. groupe albicans* (21.2%) et *C.tropicalis* (12.4%).

Le 2ème genre de levures le plus fréquent en culture est le genre *Trichosporon* (12.4%). Enfin à la 3ème position, le genre *Malassezia* représente 3.3% des isollements de levures en culture.

3.4. Classification « Pathogènes Stricts (PS)- Positifs Autres (PA) »

Pour l'ensemble des isollements d'origine fongique, une classification des espèces a été proposée afin de rassembler les espèces toujours pathogènes appelées « pathogènes stricts (PS) » et les autres espèces, regroupées sous le terme de « Positifs Autres (PA) ». Elle est présentée dans le tableau 20 et la figure 18 ci-dessous.

Les PS regroupent les dermatophytes (D), pseudo-dermatophytes (PD), et *Candida albicans*.

Les PA regroupent les moisissures (M) non pseudo-dermatophytes, les levures non *Candida albicans* (LNCA) et les champignons dimorphiques (CDM).

Répartition des isoléments de nature fongique en culture en Pathogènes stricts (PS) et Positifs autres (PA)	n	% du total général	% du total de la ligne parente
Positifs Autres (PA)	3523	73,7%	73,7%
Levures non <i>Candida albicans</i> (LNCA)	1880	39,3%	53,4%
Moisissures ¹ (M)	1639	34,3%	46,5%
Champignons dimorphiques (CDM)	4	0,08%	0,1%
Pathogènes stricts (PS)	1258	26,3%	26,3%
Dermatophytes (D)	614	12,8%	48,8%
<i>Trichophyton rubrum</i>	297	6,2%	48,4%
<i>Trichophyton tonsurans</i>	135	2,8%	22,0%
<i>Trichophyton mentagrophytes</i> var. <i>interdigitale</i>	52	1,1%	8,4%
<i>Trichophyton mentagrophytes</i> var. <i>mentagrophytes</i>	41	0,8%	6,6%
<i>Microsporum canis</i>	51	1,1%	8,3%
<i>Epidermophyton floccosum</i>	20	0,4%	3,3%
<i>Microsporum gypseum</i>	8	0,2%	1,3%
<i>Trichophyton</i> sp.	4	0,1%	0,7%
Dermatophyte non identifiable	3	0,1%	0,5%
<i>Trichophyton soudanense</i>	2	0,0%	0,3%
<i>Trichophyton terrestre</i>	1	0,0%	0,2%
<i>Candida albicans</i>	356	7,4%	28,3%
Pseudo-dermatophytes (PD)	288	6,0%	22,9%
<i>Neoscytalidium dimidiatum</i> var. <i>hyalinum</i>	253	5,3%	87,8%
<i>Neoscytalidium dimidiatum</i> var. <i>dimidiatum</i>	19	0,4%	6,6%
<i>Neoscytalidium</i> sp.	15	0,3%	5,2%
<i>Nattrassia mangiferae</i>	1	0,02%	0,3%
Total général	4781	100,0%	100,0%

Tableau 20: Répartition des isoléments de nature fongique en culture dans les échantillons en pathogènes stricts (PS) et positifs autres (PA).

¹Moisissures non pseudo-dermatophytes

Le genre *Neoscytalidium*, auparavant appelé *Scytalidium* regroupait les espèces *S. dimidiatum*, *S. hyalinum* et *Nattrassia mangiferae*, initialement forme pycnide de *Scytalidium* sp. Des études moléculaires ont entraîné la révision taxonomique de ce genre différenciant le genre *Neoscytalidium* avec les espèces *N. dimidiatum* var. *dimidiatum* et *N. hyalinum* var. *hyalinum* et le nouveau genre *Neofusicoccum* auquel *Nattrassia mangiferae* appartient en tant qu'espèce distincte. (in(38)) Un seul isolement de *Nattrassia mangiferae* a été retrouvé dans notre étude et rattaché à la catégorie des pseudo-dermatophytes, selon l'ancienne classification. L'espèce *Onychocola canadensis*, décrite comme pathogène pseudo-dermatophyte plutôt rencontrée en zone tempérée, n'est pas retrouvée dans notre étude.

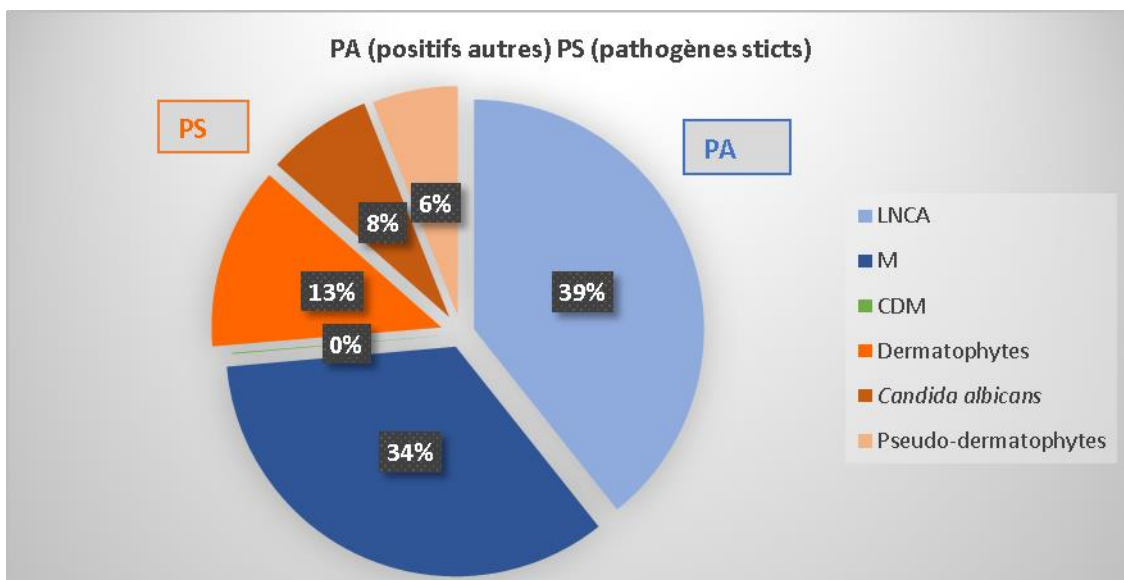


Figure 18 : Répartition des isollements de nature fongique en culture dans les échantillons en pathogènes stricts (PS) et positifs autres (PA).

LNCA= levures non *Candida albicans* ; M = Moisissures non pseudo-dermatophytes ; CDM = champignons dimorphiques

3.5. Taux de positifs dans les échantillons

Le tableau 21 et la figure 19 ci-dessous résument les taux de positivité retrouvés en culture dans les échantillons pour les différentes catégories d'isollements définies précédemment. On constate que les proportions d'échantillons positifs à PS et à moisissure sont égales (33%).

Les PA correspondent à des contaminants de l'environnement et à des espèces saprophytes et commensales, normalement non pathogènes. Ces PA sont retrouvés dans 76% des cultures positives. Cette proportion est importante et laisse supposer du tri nécessaire et de la bonne surveillance des cultures requise, afin d'isoler les vrais pathogène de l'ensemble des isollements autres.

Catégories d'isollements	Nombre d'échantillons positifs en culture à au moins 1 espèce de la catégorie	en % du total des échantillons prélevés (n=3726)	en % du total des cultures positives (n=2693)
Pathogènes stricts (PS)	1237	33%	46%
Positifs Autres (PA)	2045	55%	76%
Pathogènes stricts et Positifs Autres (PAPS)	395	11%	15%
Moisissures ¹ (M)	1218	33%	45%
Levures non <i>Candida albicans</i> (LNCA)	1351	36%	50%

Tableau 21 : Taux de positifs dans les échantillons en culture.

¹Moisissures non pseudo-dermatophytes

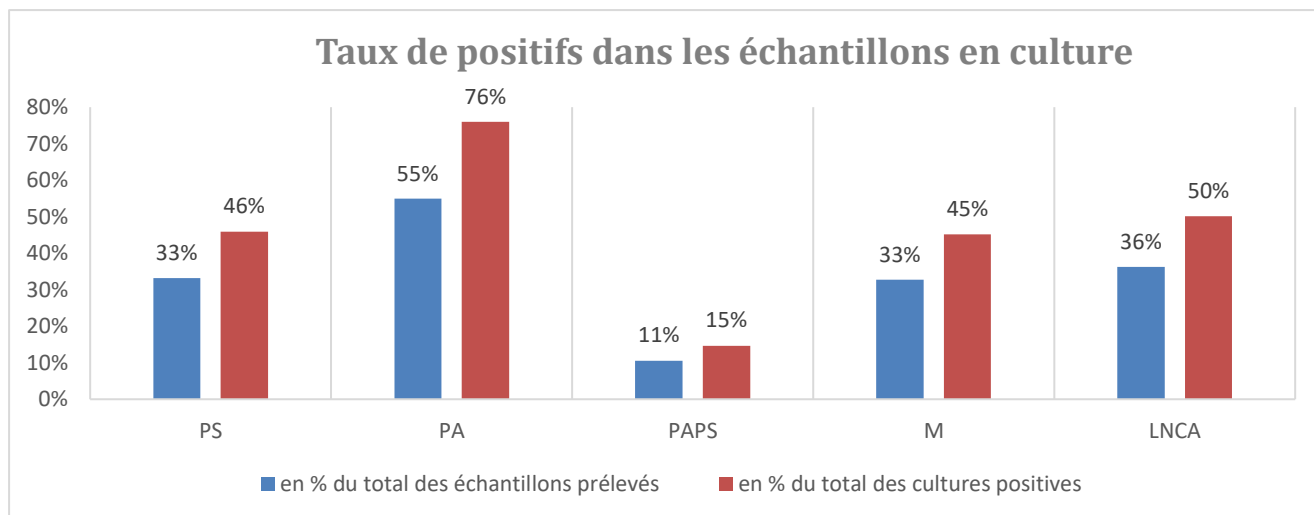


Figure 19 : Taux de positifs dans les échantillons en culture.

PS= Pathogènes Stricts ; PA= Positifs Autres ; PAPS= pathogènes stricts et positifs autres ; M= Moisissures non pseudo-dermatophytes; LNCA= levures non *Candida albicans*.

4. Mycoses superficielles à pathogènes stricts (PS) dans la population étudiée

4.1. Tri des isoléments de PS en culture

Parmi les 4781 isoléments d'origine fongique retrouvés dans les échantillons en culture, 1258 correspondent à des isoléments de « pathogènes stricts (PS) » provenant de 1237 échantillons. Nous avons voulu évaluer la fréquence des différents types de mycoses à PS et de leurs localisations chez les patients adressés au laboratoire pour suspicion de mycose superficielle.

Au total, les 1258 isoléments de PS en culture ont permis d'identifier 994 isoléments d'espèces distinctes de PS responsables de mycoses superficielles de localisation définie (primaire et secondaire) chez 681 patients. Le tableau 22 résume les résultats.

La population étudiée se composant de 1641 patients, la fréquence des mycoses superficielles à PS (tous types confondus) dans la population de patients adressés au laboratoire de mycologie du CHU de la Martinique peut donc être estimée à $681/1641=41.4\%$.

4.2. Tableau récapitulatif de différents types de mycose et localisations cliniques associés aux isollements de PS recensés

A	B	C	D	E	F
Types et Localisations des mycoses à espèce PS	Isolements (n)	Isolements multiples : n patient(s) (P) x n isollements	Localisations multiples : n patient(s) (P) x n localisations	Cas de mycoses localisées (n)	Patients atteints (n)
Mycoses cutanées	453		42Px2 ; 12Px3	442	333
Pieds	215		29Px2 ; 2Px3	208	175¹
-Plantes	104	3Px2		101	101
-Espaces Inter-Orteils (EIO)	88	4Px2		84	84
-Autres parties du pied	13			13	13
-Zone du pied non renseignée (NR)	10			10	10
Grands plis	69		9Px2 ; 1Px3	66	56²
-Plis inguinaux	45	2Px2		43	43
-Plis axillaires	12			12	12
-Pli inter fessier	7			7	7
-Plis sous- mammaires	5	1Px2		4	4
Autres parties du corps	68			68	68
Membres inférieurs	27	1Px2		26	26
Visage	25			25	25
Mains	21			21	21
-Paumes	12			12	12
-Zone de la main non Renseignée (NR)	6			6	6
-Autres parties de la main	3			3	3
Membres supérieurs	21			21	21
Zone cutanée non renseignée (NR)	7			7	7
Onychomycoses	389		36P x 2	368	332³
Pieds	246	17Px2 ; 1Px3		227	227
Mains	136	1P x2		135	135
Zone unguéale non renseignée (NR)	7	1P x2		6	6
Teignes	117			117	117
Cuir chevelu	112			112	112
Zone frontière	5			5	5
Périonyxis	34			34	34
Mains	30			30	30
Pieds	3			3	3
Zone non renseignée (NR)	1			1	1
Mycose de nature Non Renseignée (NR)	1			1	1
Total général	994	31Px32		962	681

Tableau 22 :Tableau récapitulatif des différents types de mycose et localisations associés aux isollements de pathogènes stricts (PS) recensés.

¹ 33 répétitions de patients présentant ≥2 localisations de mycose des pieds

² 10 répétitions de patients présentant ≥2 localisations de mycose des grands plis

³ 36 répétitions de patients présentant ≥2 localisations d'onychomycose

- Il existe une différence entre le nombre d'isolements recensés (colonne B) et le nombre de cas de mycoses localisées recensés (colonne E). En effet, certains patients présentent des isolements multiples pour une même localisation de mycose.

Par exemple : pour un patient atteint d'onychomycose au niveau des pieds, on peut retrouver en culture 2 espèces distinctes, toutes deux potentiellement responsables de l'onychomycose des orteils.

Le détail des espèces retrouvées est résumé dans le tableau en Annexe 11.

- Pour un même type de mycose, on observe une différence entre le nombre de cas de mycoses localisées (colonne E) et le nombre de patients atteints (colonne F). Cela s'explique par l'existence de localisations multiples de mycose chez un même patient.

Par exemple : pour un patient atteint d'intertrigos des grands plis, on peut retrouver 2 zones différentes touchées, les plis sous mammaires et les plis inguinaux.

Au final, 1237 échantillons positifs en culture à PS ont généré 1258 isolements dont 994 ont permis l'identification de 962 cas de mycoses à localisation distinctes retrouvés chez 681 patients atteints.

4.3. Fréquence des mycoses superficielles à PS dans la population étudiée

- **Fréquences des différents types de mycoses à PS**

On constate que les mycoses les plus fréquentes dans notre population sont les mycoses cutanées et les onychomycoses avec des fréquences quasi-identiques respectivement de 20.2% et 20.3% (cf. figure 20).

La fréquence des teignes s'évalue à 7.1% et celle des paronychies à 2.1%.

La fréquence de l'ensemble des mycoses superficielles tous types confondus s'élève à 41.5%. Ce taux s'explique probablement par le fait que les patients adressés au laboratoire du CHUM sont fortement suspectés d'être atteints de mycoses. Les dermatologues de ville et hospitaliers représentent une forte proportion des prescripteurs. Au final, chez un peu moins d'un patient sur deux examiné pour suspicion de mycose superficielle, le diagnostic biologique confirme l'origine mycosique des lésions par isolement de pathogènes stricts.

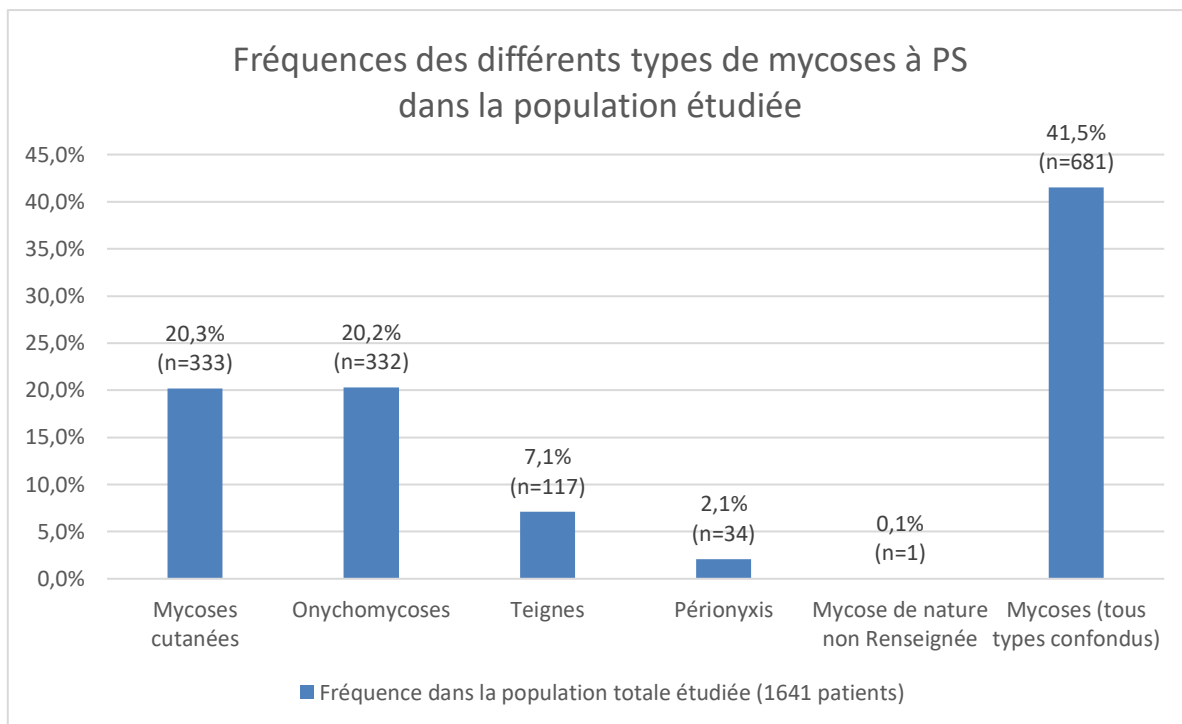


Figure 20 : Fréquence des différents types de mycoses à pathogènes stricts (PS) dans la population étudiée.

n= nombre de patients atteints

- **Fréquences des localisations de mycoses à PS**

La localisation la plus fréquemment retrouvée dans les cas de mycoses à PS détectés dans notre population d'étude est la zone des pieds (cf. figure 21).

Les onychomycoses des pieds sont mises en évidence chez 13.8% de l'ensemble des patients, les atteintes cutanées des pieds (touchant la plante et les EIO) chez 10.7% des patients.

L'atteinte mycosique du cuir chevelu représente la troisième localisation la plus fréquemment retrouvée dans les cas de mycoses à PS identifiés après l'atteinte des ongles des mains.

Enfin les mycoses cutanées atteignant d'autres zones que les pieds représentent la plupart des autres atteintes identifiées.

Notons que l'atteinte paronychique des doigts de la main se situe à la 10^{ème} position des localisations de mycoses superficielles identifiées dans notre population.

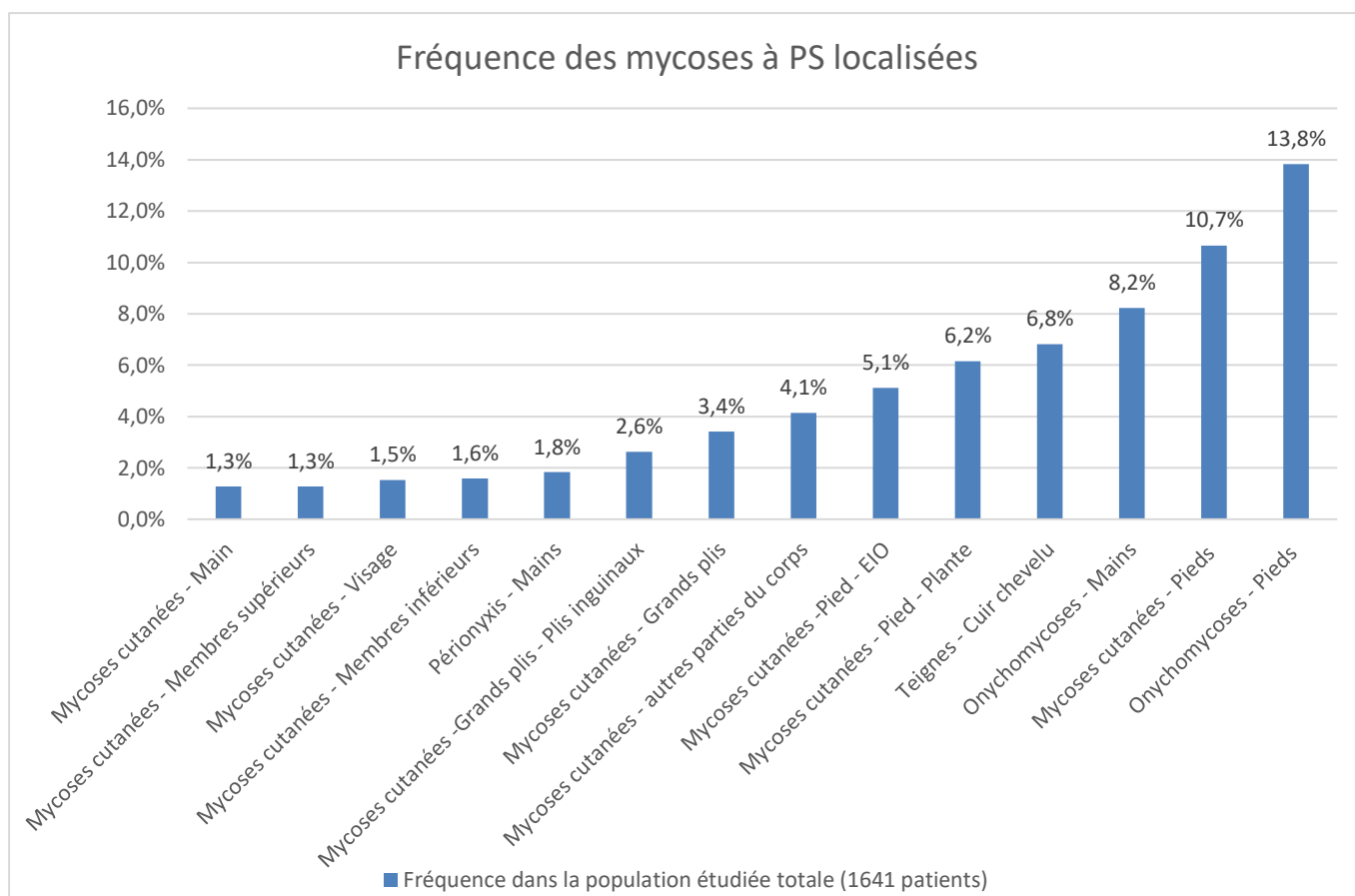


Figure 21 : Fréquence des différentes localisations de mycoses à pathogènes stricts (PS) dans la population étudiée.

Les localisations identifiées de mycose dont la fréquence est inférieure à 1% ne sont pas représentées sur ce graphique.

4.4. Répartition des isoléments de PS assimilés aux cas de mycoses localisées

- **Répartition des isoléments de PS dans l'ensemble des mycoses**

Parmi les 994 isoléments de PS recensés : les dermatophytes sont les agents pathogènes les plus fréquemment retrouvés représentant 49.6% des isoléments de PS (cf. tableau 23 ci-dessous + figure 22). Au second rang *Candida albicans* représente 28.6% des isoléments, associé à des cas de candidoses localisées. Enfin, on note la proportion importante des pseudo-dermatophytes, les PD représentant 21.8% des isoléments de PS dans les cas de mycoses superficielles localisées recensés.

L'espèce *Neoscytalidium hyalinum* (qui représente la majorité des isoléments de PD) se retrouve à la 3^{ème} place des espèces PS les plus fréquemment isolées (18.8%), juste derrière *C. albicans* (28.6%) et *T. rubrum* (22.8%).

A la 4^{ème} place, on retrouve l'espèce *T. tonsurans* avec 11.9% des isoléments.

En 5^{ème} place on retrouve les espèces *M.canis* (4.6%) , *T. interdigitale* (4.0%), *T. mentagrophytes* (3.3%) et *E. floccosum* (1.2%). Ces 7 espèces de PS représentent plus de 95% des étiologies retrouvées dans les mycoses superficielles localisées à PS.

Répartition des isoléments de Pathogènes stricts (PS) dans les cas de mycoses localisées recensés	n isoléments	% du total général	% de la ligne parente
Dermatophytes	493	49,6%	49,6%
<i>Trichophyton rubrum</i>	227	22,8%	46,0%
<i>Trichophyton tonsurans</i>	118	11,9%	23,9%
<i>Microsporum canis</i>	46	4,6%	9,3%
<i>Trichophyton mentagrophytes</i> var. <i>interdigitale</i>	40	4,0%	8,1%
<i>Trichophyton mentagrophytes</i> var. <i>mentagrophytes</i>	33	3,3%	6,7%
<i>Epidermophyton floccosum</i>	12	1,2%	2,4%
<i>Microsporum gypseum</i>	8	0,8%	1,6%
<i>Trichophyton</i> sp.	4	0,4%	0,8%
Dermatophyte d'espèce non identifiée	3	0,3%	0,6%
<i>Trichophyton terrestre</i>	1	0,1%	0,2%
<i>Trichophyton soudanense</i>	1	0,1%	0,2%
Candida albicans	284	28,6%	28,6%
Pseudo-dermatophytes	217	21,8%	21,8%
<i>Neoscytalidium dimidiatum</i> var. <i>hyalinum</i>	187	18,8%	86,2%
<i>Neoscytalidium dimidiatum</i> var. <i>dimidiatum</i>	15	1,5%	6,9%
<i>Neoscytalidium</i> sp.	14	1,4%	6,5%
<i>Nattractia mangiferae</i>	1	0,1%	0,5%
Total général	994	100,0%	100,0%

Tableau 23 : Répartition des isoléments de Pathogènes stricts (PS) dans les cas de mycoses superficielles localisées recensés.

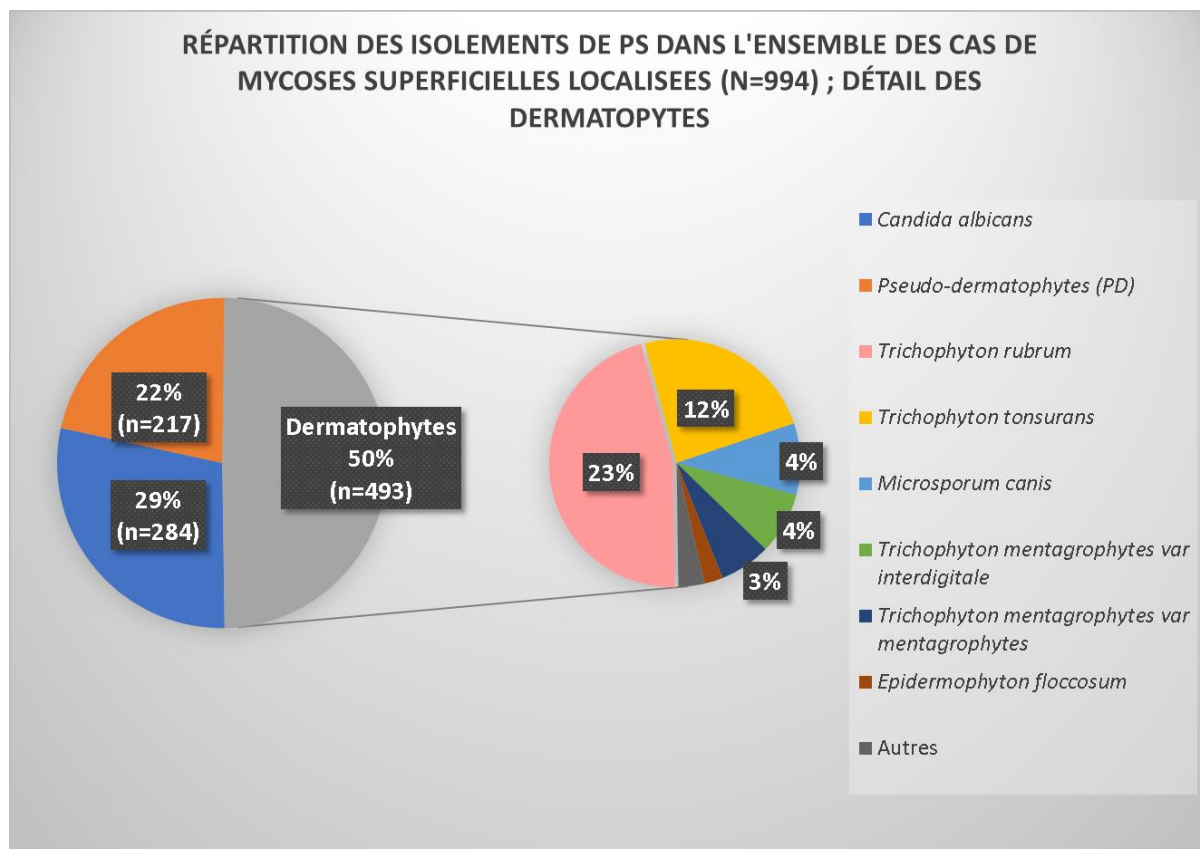


Figure 22 : Répartition des isoléments de Pathogènes stricts (PS) dans les cas de mycoses superficielles localisées recensés ; détail des espèces dermatophytes.

- Répartition des isoléments de PS selon le type de mycose

La figure 23 ci-dessous présente la répartition des isoléments de PS selon le type de mycose rencontré ; l'annexe 12 décrit le détail des espèces retrouvées dans ces isoléments.

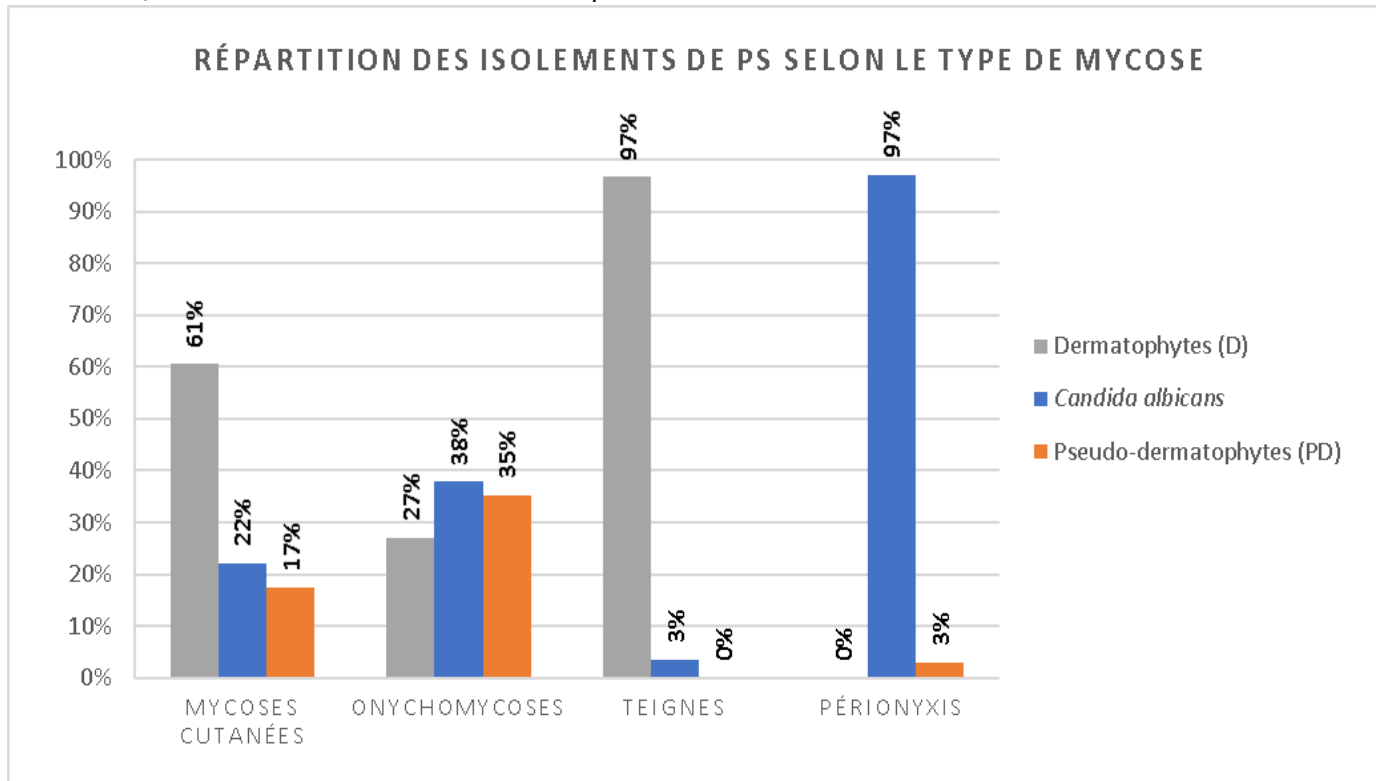


Figure 23 : Répartition des isoléments de Pathogènes stricts (PS) selon le type de mycose.

Dans les mycoses cutanées, les dermatophytes (61%) représentent la 1^{ère} catégorie de PS responsable des atteintes devant *C. albicans* et la catégorie des Pseudo-dermatophytes également représentés, leurs proportions ne diffèrent pas significativement (22% et 17%).

Dans les onychomycoses, *C. albicans* et les Pseudo-dermatophytes arrivent tous deux en première position des étiologies retrouvées représentant respectivement 38% et 35% des isoléments de PS. Les étiologies dermatophytiques sont moins nombreuses réunissant 27% des cas d'onychomycoses identifiés.

Dans les mycoses du cuir chevelu et des cheveux, les dermatophytes représentent la quasi-totalité des agents responsables (97%). De façon anecdotique, 3% de mycoses du cuir chevelu ont été associées à *C. albicans*.

Dans les périonyxis d'étiologie mycosique, 97% des cas sont dûs à *C. albicans* alors que de rares cas sont associés à des pseudo-dermatophytes (3%).

4.5. Mycoses cutanées

Les 453 isoléments de pathogènes stricts dans les mycoses cutanées permettent de mettre en évidence la répartition de ces espèces en fonction des différentes localisations atteintes.

4.5.1. Mycoses cutanées- localisations primaires

La première localisation dans les mycoses cutanées retrouvée, regroupant 47.4% des cas identifiés, est la zone des pieds (cf. figure 24 ci-dessous). En deuxième position viennent celles des grands plis et des autres parties du corps représentant chacune environ 15% des cas de mycoses cutanées. Enfin les proportions des autres localisations de mycoses cutanées décrites (membres inférieurs et supérieurs, visage et main) ne diffèrent pas significativement et avoisinent chacune les 5%.

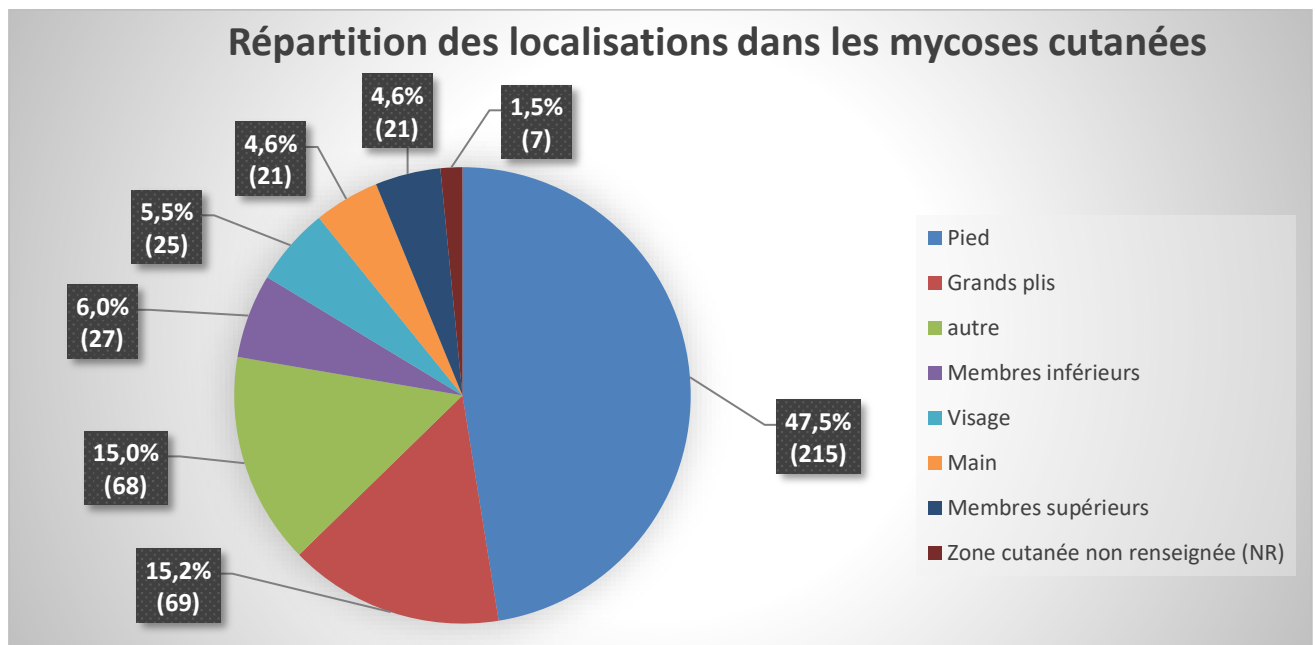


Figure 24 : Répartition des localisations retrouvées dans les cas de mycoses cutanées.

La figure 25 ci-dessous (issue du tableau en annexe 13) décrit la répartition des isollements de PS selon la localisation de mycose cutanée.

Au niveau des pieds et les mains, les dermatophytes sont majoritaires et représentent respectivement 59,1% et 47.6% des cas ; viennent ensuite les pseudo-dermatophytes avec 33.0% et 38.1% des cas. Enfin, *C. albicans* est minoritaire avec 7.9% et 14.3% des cas.

Au niveau des intertrigos des grands plis, *C. albicans* est majoritaire et représente 62.3% des cas. Les dermatophytes représentent 37.7% des cas mais aucun pseudo-dermatophyte n'est rapporté dans cette localisation.

Au niveau des membres inférieurs, du visage et des autres parties du corps les dermatophytes sont majoritaires (77.8%,88.0%,63.2%). Les pseudo-dermatophytes n'atteignent pas ces localisations.

Au niveau des membres supérieurs, les dermatophytes représentent 100% des cas.

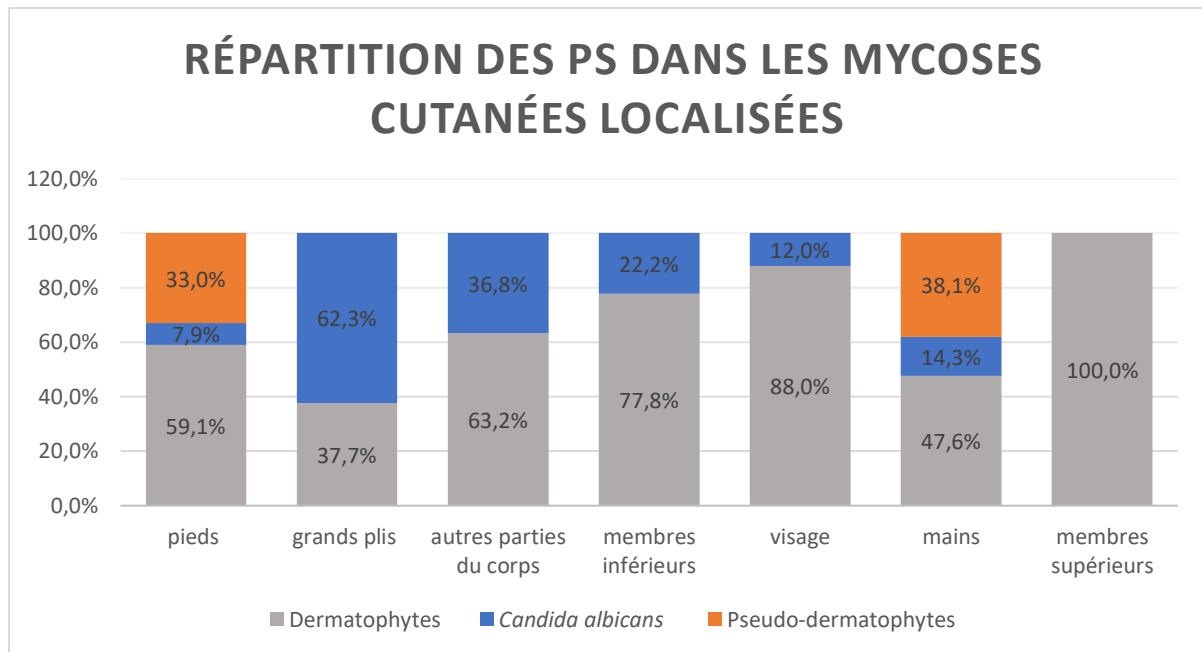


Figure 25 : Répartition des isoléments de pathogènes stricts (PS) dans les mycoses cutanées selon la localisation.

La répartition des différentes espèces de dermatophytes selon les localisations de mycose cutanée identifiées est étroitement liée à leur épidémiologie. Elle est présentée dans la figure 26 ci-dessous.

-Les espèces anthropophiles :

- *T. tonsurans* absent des pieds et des grands plis, présent dans les zones « exposées » de la peau et de façon plus importante dans des zones proches du cuir chevelu (visage et membres supérieurs)
- *T. rubrum*, cosmopolite est retrouvé dans toutes les zones décrites de mycoses cutanées avec une prédominance au niveau des pieds.
- *T. mentagrophytes* var. *intedigitale* est quasiment exclusivement isolé sur la peau des pieds.
- *E. floccosum*, touche de préférence les pieds.

-Les espèces zoophiles :

- *M. canis* est retrouvé sur toutes les zones du corps sauf les pieds et les grands plis, rarement en contact avec les animaux contaminants

-Les espèces géophiles :

- *M. gypseum* et *T. terrestre* sont retrouvées essentiellement sur les pieds
- *T. mentagrophytes* var. *mentagrophytes* est retrouvé dans toutes les parties du corps sauf les membres supérieurs.

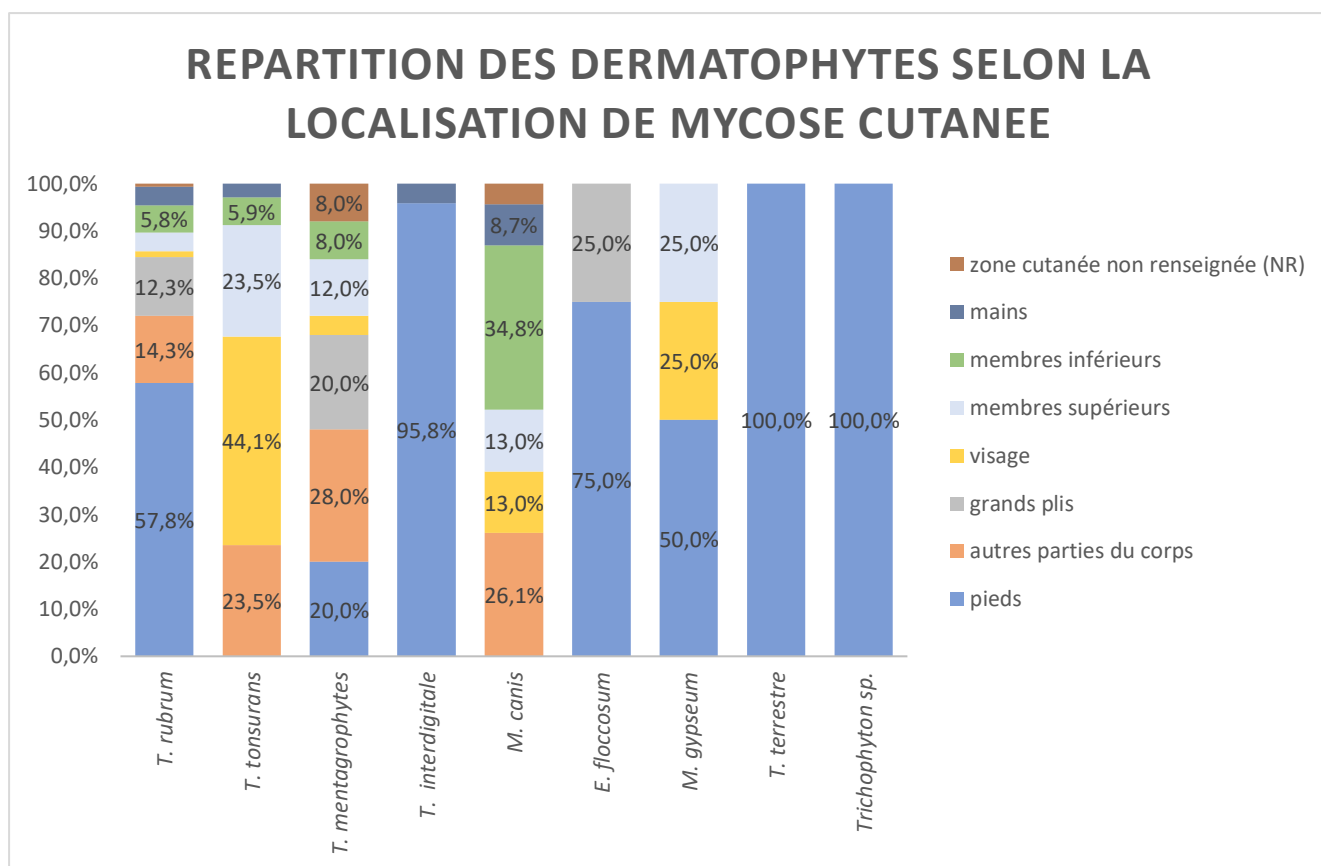


Figure 26 : Répartition des isoléments de Dermatophytes dans les mycoses cutanées selon la localisation.

3.5.2 Mycoses cutanées - Localisations secondaires

- Mycooses cutanées des pieds (cf tableau 24 ci-dessous).

Au niveau des pieds, l'atteinte de la plante est la plus fréquente avec 104 cas recensés (48.3%), juste avant l'atteinte des EIO avec 88 cas (40.9%)

C. albicans avec 14 isoléments sur 17 (82%) et *T. mentagrophytes* var. *interdigitale* avec 14 isoléments sur 23 (61%) atteignent préférentiellement les EIO.

Les pseudo-dermatophytes avec 44 isoléments sur 71, (62%) atteignent préférentiellement la plante des pieds.

Répartition des isollements de pathogènes stricts (PS) dans les mycoses cutanées des pieds	Plantes	Espaces inter-orteils (EIO)	Autre	Zone Non renseignée (NR)	Total général
Dermatophytes	57	52	10	8	127
<i>Trichophyton rubrum</i>	44	32	6	7	89
<i>Trichophyton mentagrophytes</i> var. <i>interdigitale</i>	8	14	1		23
<i>Epidermophyton floccosum</i>	3	3			6
<i>T. mentagrophytes</i> var. <i>mentagrophytes</i>	1	3		1	5
<i>Microsporum gypseum</i>			2		2
<i>Trichophyton terrestre</i>			1		1
<i>Trichophyton</i> sp.	1				1
Pseudo-dermatophytes	44	22	3	2	71
<i>Neoscytalidium dimidiatum</i> var. <i>hyalinum</i>	39	20	3	2	64
<i>Neoscytalidium dimidiatum</i> var. <i>dimidiatum</i>	3	1			4
<i>Neoscytalidium</i> sp.	2	1			3
<i>Candida albicans</i>	3	14			17
Total général	104	88	13	10	215

Tableau 24 : Répartition des isollements de pathogènes stricts (PS) dans les mycoses cutanées des pieds selon la zone des pieds atteinte.

- Mycoses cutanées des mains (cf. tableau 25)

Au niveau des mains, Les atteintes concernent surtout la paume des mains et sont dues à des dermatophytes (5) et pseudo-dermatophytes (7) dans les mêmes proportions. Les 3 cas recensés à *C.albicans* affectent une autre partie des mains (poignet, pouce). Notons qu'aucun cas de mycose à PS localisée aux espaces interdigitaux n'a été constaté.

Répartition des isollements de pathogènes stricts (PS) dans les mycoses cutanées des mains	Paumes	Zone Non Renseignée (NR)	Autre partie des mains ¹	Total général
Dermatophytes	5	3	2	10
<i>Trichophyton rubrum</i>	5		1	6
<i>Microsporum canis</i>		1	1	2
<i>T. mentagrophytes</i> var. <i>interdigitale</i>		1		1
<i>Trichophyton tonsurans</i>		1		1
Pseudo-dermatophytes	7	1		8
<i>Neoscytalidium dimidiatum</i> var. <i>hyalinum</i>	7	1		8
<i>Candida albicans</i>		2	1	3
Total général	12	6	3	21

Tableau 25 : Répartition des isollements de pathogènes stricts (PS) dans les mycoses cutanées des mains selon la zone des mains atteinte.

¹ Autre partie de la main : poignet, pouce

Tous les patients présentant un isolement de PS au niveau de la paume des mains avaient été prélevés en parallèle au niveau des pieds.

Les prélèvements de la zone des pieds ont retrouvé en culture la même espèce que celle en cause dans la mycose des mains dans tous les cas sauf dans 1 cas (cf. tableau 26) .

Dans cette forme de mycose cutanée des mains et des pieds due à la même espèce, la contamination de la main est généralement secondaire à celle du pied, et est la conséquence

du grattage et de l'excoriation des phanères infectés du pied. Ceci illustre notamment le syndrome « une main- deux pieds » classiquement décrit par l'atteinte mycosique unilatérale d'une main et bilatérale des pieds. Les pathogènes responsables sont des dermatophytes et pseudo-dermatophytes. (2,38)

Ces cas permettent de rappeler l'importance d'examiner en parallèle les patients au niveau des pieds en cas de suspicion de mycose superficielle atteignant les mains et notamment la paume.

Numéro arbitraire patient	Isolement de D ou PD localisé à la paume des mains	Prélèvement des pieds associé	Détail des prélèvements des pieds	Isolement (s) de PD ou D associé aux prélèvements des pieds
739	<i>N. hyalinum</i>	oui	SC plante, SC EIO, SU pied	<i>N. dimidiatum</i>
83	<i>N. hyalinum</i>	oui	SC plante, SU pied	<i>N. hyalinum</i>
433	<i>N. hyalinum</i>	non	/	/
217	<i>N. hyalinum</i>	oui	SC plante	<i>N. hyalinum N. dimidiatum</i>
156	<i>N. hyalinum</i>	oui	SC plante	<i>non retrouvé</i>
1610	<i>N. hyalinum</i>	oui	SC plante	<i>N. hyalinum</i>
1487	<i>N. hyalinum</i>	non	/	/
276	<i>T. rubrum</i>	oui	SC plante, SU pied	<i>T. rubrum</i>
243	<i>T. rubrum</i>	oui	SC plante, SU pied	<i>T. rubrum</i>
1125	<i>T. rubrum</i>	oui	SU pied	<i>T. rubrum</i>
1497	<i>T. rubrum</i>	oui	SC plante	<i>T. rubrum</i>
1190	<i>T. rubrum</i>	oui	SC plante, SU pied	<i>T. rubrum</i>

Tableau 26 : Récapitulatif des résultats d'examen mycologique des pieds chez les patients atteints de mycose de la paume des mains à Dermatophytes (D) ou Pseudo-dermatophytes (PD).

SC : squames cutanées ; SU : squames unguéales

Les patients qui ne présentaient pas de lésions au niveau des pieds, n'ont pas été prélevés (patients 433 et 1487).

○ Mycoses cutanées des grands plis (cf. tableau 27)

69 isollements de PS ont mis en évidence des cas de mycoses cutanées des grands plis. L'atteinte des plis inguinaux (45 cas sur 69 soit 65.2%) est la plus fréquente.

C. albicans (43 isollements sur 69 soit 62.3%) est l'agent pathogène le plus fréquemment retrouvé quel que soit le type de pli atteint.

T. rubrum (19 isollements sur 69 soit 27.5%) est le deuxième agent pathogène en fréquence. Les pseudo-dermatophytes ne sont pas impliqués dans les cas d'intertrigos des grands plis.

Répartition des isoléments de pathogènes stricts (PS) dans les mycoses cutanées des grands plis	plis inguinaux	plis axillaires	pli inter fessier	pli sous-mammaires	Total général
<i>Candida albicans</i>	26	8	5	4	43
Dermatophytes	19	4	2	1	26
<i>Trichophyton rubrum</i>	14	3	1	1	19
<i>T. mentagrophytes</i> var. <i>mentagrophytes</i>	4	1			5
<i>Epidermophyton floccosum</i>	1		1		2
Total général	45	12	7	5	69

Tableau 27 : Répartition des isoléments de pathogènes stricts (PS) dans les mycoses cutanées des grands plis selon le type de grand pli atteint.

Dans le cas des atteintes dermatophytiques des grands plis, une auto-contamination à partir d'une autre localisation de mycose (comme un intertrigo interdigitoplantaire par exemple) est possible. Aussi, lorsqu'on analyse les cas des patients atteints de mycoses multiples dont au moins une localisation concerne les grands plis (n=22), on constate que l'espèce de PS isolée au niveau des grands plis est systématiquement retrouvée sur une autre localisation de mycose. Le tableau 28 ci-dessous détaille ces résultats. Cette observation justifie l'importance de l'examen global du patient lors du prélèvement afin de détecter plusieurs localisations de mycoses possibles.

PS isolés au niveau des grands plis et d'autres localisations de mycose			
Patients	Isolement(s)	Types de grands plis atteints	Autre(s) Localisation(s) de mycose retrouvés
33	<i>T. rubrum</i>	plis inguinaux	sq cut - visage ; sq cut - autre (ombilic)
76	<i>T. rubrum</i> , <i>C. albicans</i>	plis inguinaux	sq cut - pieds-EIO
117	<i>T. rubrum</i>	plis inguinaux	sq cut - pieds-EIO
134	<i>T. rubrum</i>	plis inguinaux	sq cut - visage ; sq cut - autre (cou)
306	<i>C. albicans</i>	plis axillaires	sq cut - membres inférieurs
389	<i>T. rubrum</i>	plis inguinaux ; plis axillaires	sq cut - membres inférieurs ; sq cut - autre (abdomen)
415	<i>T. rubrum</i> , <i>C. albicans</i>	plis sous-mammaires = <i>C. albicans</i> , <i>T. rubrum</i> ; plis inguinaux = <i>C. albicans</i>	sq cut - autre (nombril) = <i>C. albicans</i> ; sq cut - pieds = <i>T. rubrum</i>
536	<i>C. albicans</i>	plis sous-mammaires	sq cut - autre (pelvis)
665	<i>T. rubrum</i>	plis inguinaux	sq cut - autre (fesse)
687	<i>T. rubrum</i>	plis inguinaux	sq cut - pieds ; sq cut - autre (dos)
691	<i>C. albicans</i>	plis inguinaux	sq cut - membres inférieurs = <i>C. albicans</i> , <i>T. rubrum</i>
773	<i>C. albicans</i>	plis inguinaux	sq cut - mains - NR ; sq cut - pieds - EIO
859	<i>T. rubrum</i>	plis inguinaux	sq cut - pieds-EIO
939	<i>C. albicans</i>	pli interfessier	sq cut - autre (ventre)
1089	<i>C. albicans</i>	plis inguinaux	sq cut - autre (vulve)
1141	<i>T. mentagrophytes</i>	plis inguinaux	sq cut - autre (pubis)
1248	<i>T. mentagrophytes</i>	plis inguinaux	sq cut - autre (sein)
1452	<i>T. mentagrophytes</i>	plis inguinaux	sq cut - autre (pubis)
1497	<i>T. rubrum</i>	plis inguinaux ; plis axillaires	sq cut - mains - paume, sq cut - pieds - plante
1566	<i>C. albicans</i>	plis inguinaux	sq cut - pieds-EIO
1604	<i>T. mentagrophytes</i>	plis inguinaux ; plis axillaires	sq cut - visage
1641	<i>C. albicans</i>	plis inguinaux	sq cut - autre (anus)

Tableau 28 : Détail des espèces de Pathogènes stricts (PS) isolés au niveau des grands plis et d'autres localisations chez les patients atteints de mycoses localisées multiples.

sq cut = squames cutanées

4.6. Onychomycoses : Pieds -Mains (cf. annexe 14)

La localisation de l'onychomycose à la zone des pieds est la plus fréquente. Elle représente 63% des cas recensés (246 cas sur 389), alors que l'onychomycose des mains représente 136 cas identifiés soit 35% de l'ensemble des onychomycoses (cf. figure27).

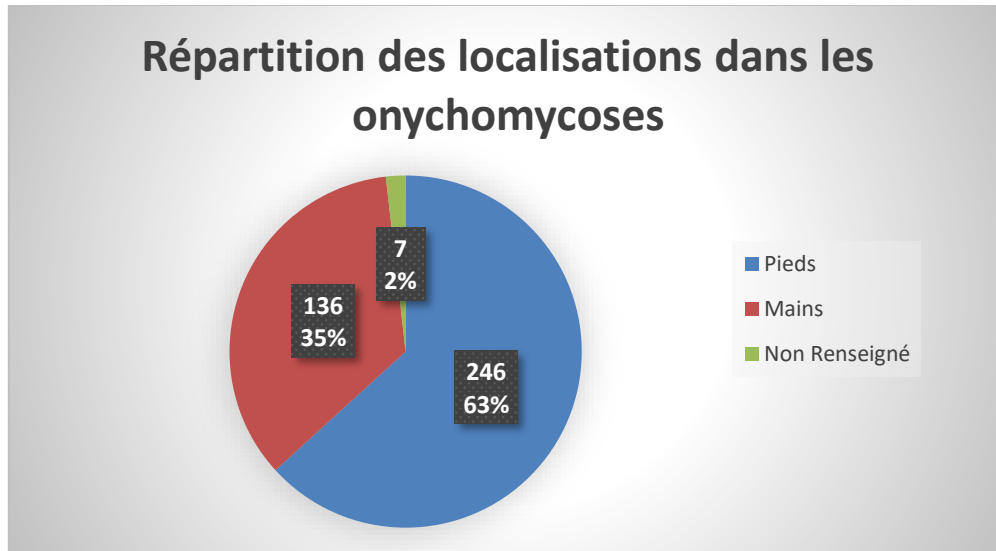


Figure 27: Répartition des localisations des onychomycoses.

La figure 28 décrit la répartition des isoléments de PS selon la localisation de l'onychomycose.

Au niveau des pieds, les pseudo-dermatophytes représentent 52.4% des agents PS isolés. Les dermatophytes représentent 37.4% des isoléments. *C.albicans* reste minoritaire avec 10.2% isoléments.

Au niveau des mains, la répartition des PS responsables est inversée : c'est *C. albicans* qui constitue la principale étiologie retrouvée, il représente 86.8% des cas identifiés. Quelques cas rares sont dus à des dermatophytes (8.8%) ou de façon encore plus rare à des pseudo-dermatophytes (4.4%).

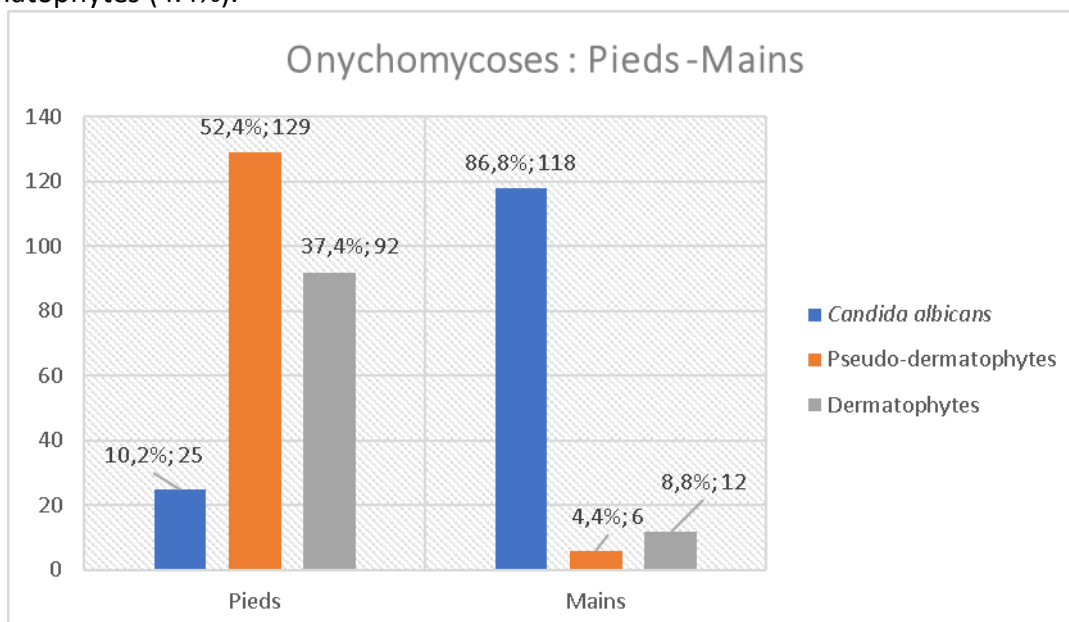


Figure 28 : Répartition des isoléments de PS dans les onychomycoses selon la localisation mains-pieds.

Afin de faire le lien entre les différentes atteintes fongiques du pied en cas de diagnostic d'onychomycose, nous avons évalué la proportion de patients atteints à la fois d'onychomycose des orteils et d'un autre type de mycose localisée au niveau des pieds.

Les résultats obtenus sont présentés dans le tableau 29.

Parmi les 227 patients atteints d'onychomycose des orteils : 80 (35%) patients présentent à la fois une onychomycose des orteils et une mycose cutanée des pieds.

- chez 67 patients : l'onychomycose est associée à 1 seule localisation de mycose cutanée (EIO, Plante, Autre partie du pied).

- chez 13 patients : l'onychomycose est associée à 2 localisations de mycose cutanée .

Onychomycoses des orteils et mycoses cutanées des Pieds	n patients	%
1 localisation	67	83,8%
Plante	37	46,3%
EIO	27	33,8%
Zone du pied non renseignée (NR)	2	2,5%
Autre partie du pied	1	1,3%
2 localisations	13	16,3%
EIO ET Plante ¹	8	10,0%
EIO ET Autre ²	2	2,5%
EIO ET NR	2	2,5%
Plante et Autre ³	1	1,3%
Total général	80	100,0%

Tableau 29 : Bilan des localisations annexes de mycoses retrouvées sur la zone des pieds chez les patients atteints d'onychomycose des orteils.

¹Autre : talon ; ²Autre : talon ; ³Autre : dos du pied

Chez 35% des patients étudiés dans notre population atteints d'onychomycose des orteils, il existe des localisations annexes de mycoses au niveau des pieds et touchant principalement la plante et/ou les EIO. Cet élément témoigne de l'importance de réaliser un examen global des pieds des patients afin de dépister les foyers cutanés annexes potentiels.

4.7. Périonyxis

Le tableau 30 montre que l'atteinte paronychique, concerne essentiellement les doigts de la main (88.2% des cas répertoriés). La localisation aux orteils reste très rare.

Au niveau des mains, *C. albicans* est responsable de 100% des périonyxis.

Au niveau des pieds, seuls 3 cas de périonyxis sont recensés. Deux d'entre eux isolent du *C. albicans*. et un seul retrouve *Neoscytalidium dimidiatum* var. *hyalinum*.

Répartition des isollements de pathogènes stricts (PS) dans les périonyxis	Mains	Pieds	Zone non renseignée (NR)	Total général
<i>Candida albicans</i>	30	2	1	33
<i>Neoscytalidium dimidiatum</i> var. <i>hyalinum</i>	0	1	0	1
Total général	30	3	1	34

Tableau 30 : Répartition des isollements de pathogènes stricts selon la localisation des paronychies.

Parmi les 34 patients atteints de paronychie identifiés, 22 (64.7%) présentent une onychomycose associée

4.8. Mycoses du cuir chevelu/cheveux

Le tableau 31 ci-dessous montre que sur 117 cas de mycoses des régions pileuses, 108 cas (96.6%) sont dus à des dermatophytes. Dans 4 cas soit 3,4%, *Candida albicans* a été retrouvé laissant supposer une colonisation d'une lésion cutanée pré existante.

Répartition des isollements de pathogènes stricts (PS) dans les prélèvements du cuir chevelu/cheveux	Cuir chevelu	Zone frontière	Total général
Dermatophytes	108	5	113
<i>Trichophyton tonsurans</i>	81	3	84
<i>Microsporum canis</i>	21	2	23
<i>Microsporum gypseum</i>	3		3
<i>Trichophyton mentagrophytes</i>	2		2
Dermatophyte d'espèce non identifiée	1		1
<i>Candida albicans</i>	4		4
Total général	112	5	117

Tableau 31 : Répartition des isollements de PS dans les prélèvements de cuir chevelu/cheveux.

La figure 29 ci-dessous illustre la répartition des 113 cas de teignes dermatophytiques identifiés sur la période étudiée.

Deux espèces de Dermatophytes sont à l'origine de plus de 90% de ces cas.

L'agent étiologique dominant est *Trichophyton tonsurans* car responsable de presque $\frac{3}{4}$ des cas identifiés (74,3%). Le deuxième agent étiologique majeur est *Microsporum canis*, il est retrouvé dans 20.4% des cas. Une minorité de cas est due à *Microsporum gypseum* (3%) et *Trichophyton mentagrophytes* (2%). Seul un cas de teigne a retrouvé en culture une espèce non identifiée de dermatophyte.

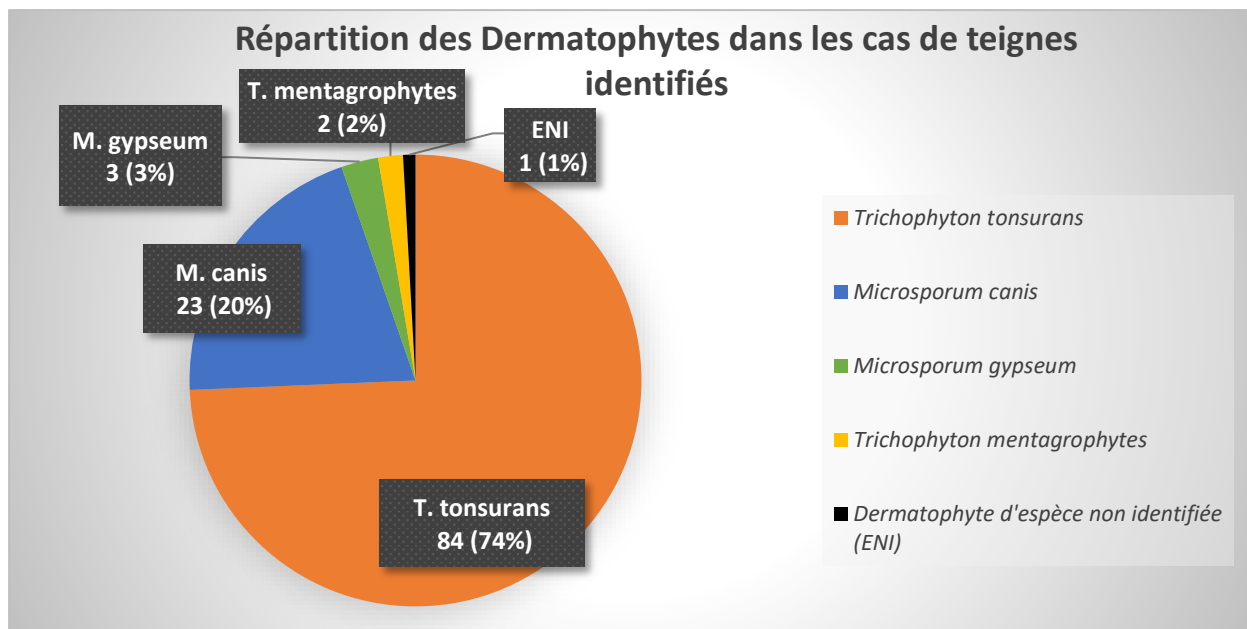


Figure 29 : Répartition des dermatophytes dans les cas de teignes identifiés.

Les 113 cas répertoriés concernent 109 patients enfants (sex ratio 1.4) âgés de 0 à 11 ans et 4 patients adultes (sex ratio 1) âgés de 27, 63 et 69 ans. La moyenne d'âge est de 7.3ans chez les 113 patients et de 6.75 ans chez les 109 enfants. La proportion de patients avec lésions cutanées concomitantes est évaluée à 14.7% (16 cas).

La figure 30 ci-dessous (issue du tableau en annexe 15) représente l'évolution du spectre dermatophytique dans les cas de teignes sur 15 années (de 1997 à 2018).

Les données recueillies sur la période de notre étude, (2014 à 2018) ont été cumulées avec les données non publiées du laboratoire à ce sujet. Comme il avait été décrit par N. Desbois et al. en 2003 (36), l'observation des cas de teignes à la Martinique témoigne de l'émergence de *T. tonsurans* à partir de la fin des années 1990 et de sa persistance sur les 20 dernières années. Cependant, à la différence du constat réalisé lors de cette étude, mentionnant *M. canis* comme espèce prépondérante des teignes, il apparaît aujourd'hui que *T. tonsurans* est devenu l'agent le plus fréquemment rencontré dans les teignes diagnostiquées au CHUM. On constate en parallèle la diminution du nombre de cas de teignes dues à *M. canis*.

Notons que le pic observé en 2003 correspond à une période où les épidémies dans les écoles étaient investiguées.

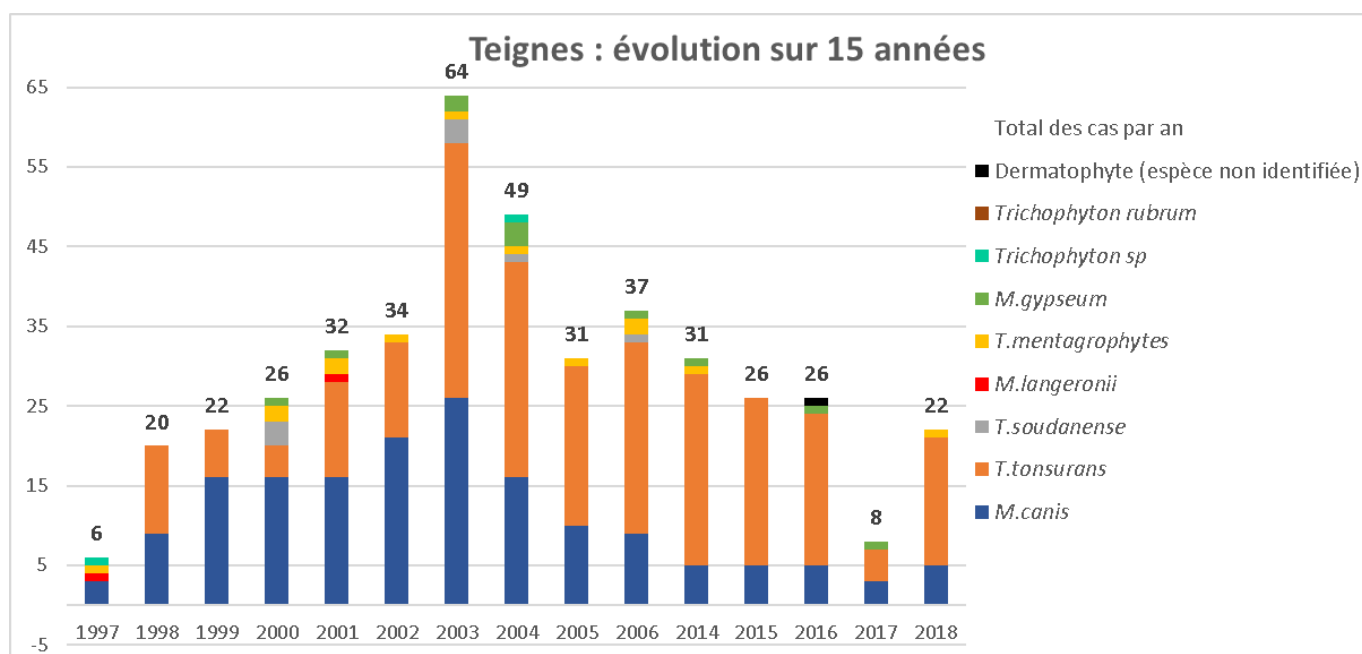


Figure 30 : Evolution du spectre dermatophytique dans les teignes observées au laboratoire du CHUM sur 15 ans.

4.9. Age moyen et sex-ratio chez les patients atteints de mycoses à PS

Nous avons comparé les caractéristiques : âge moyen (test de Student) et sex-ratio (test exact de Fisher) dans les différents groupes de patients atteints de mycoses à PS à celles retrouvées dans la population totale étudiée, considérée comme population de référence. Les résultats sont présentés dans le tableau 32 ci-dessous.

	n patients	Age moyen	p	Sex ratio H/F	p
Population totale étudiée	1641	45,4±24,0	référence	0.69	référence
Mycoses tous types confondus	681	45,7±25,8	0,79	0.44	0,04
Mycoses cutanées	333	46,9±24,7	0,30	0.98	0,004
Onychomycoses	332	58,3±16,2	<0,0001	0.69	0,87
Mycoses du cuir chevelu/cheveux	117	8,6±11,9	<0,0001	1.46	0,0002
Périonyxis	34	57,6±16,2	0,0001	0.36	0,09

Tableau 32 : Age moyen et sex-ratio chez les patients atteints de différents types mycoses à PS.

On constate que l'âge moyen retrouvé chez les patients atteints d'onychomycoses et de périonyxis est significativement plus élevé que celui retrouvé dans la population totale étudiée avec respectivement 58,3 et 57,6 ans d'âge moyen calculé pour chaque groupe. Ce constat est en accord avec les données de la littérature qui démontrent que la prévalence de l'onychomycose augmente avec l'âge (39) .

A l'inverse l'âge moyen de 8,6ans retrouvé chez les patients atteints de mycoses du cuir chevelu/cheveux est bien inférieur à celui de la population totale étudiée. En effet les teignes touchent essentiellement l'enfant d'âge scolaire.(13)

En ce qui concerne le sex-ratio, une prédominance féminine avait été retrouvée dans l'ensemble de la population étudiée. On note une prédominance masculine dans les mycoses du cuir chevelu/cheveux avec un sex-ratio calculé à 1,46. A l'inverse on note une prédominance féminine dans les périonyxis avec un sex-ratio de 0,36 (9H/25F).

5. Mycoses superficielles à moisissures dans la population étudiée

Contrairement aux dermatophytes, pseudo-dermatophytes et *Candida albicans* qualifiés de « pathogènes stricts », les moisissures non pseudo-dermatophytes isolées en culture sont la plupart du temps des contaminants. Ces espèces sont omniprésentes dans l'environnement (air, eau, sols) et leurs spores se déposent sur les parties exposées du corps dont la peau et les phanères. Certaines espèces peuvent tout de même être responsables de mycoses se manifestant essentiellement par des atteintes unguéales parfois associées à des atteintes cutanées à type d'intertrigos inter-orteils ou paronychiques.

Les critères diagnostics d'une onychomycose à moisissure sont bien définis et comprennent (26):

- la présence d'un examen direct (ou histologique) positif visualisant des filaments mycéliens;
- la croissance en culture pure du champignon au niveau de la (quasi-)totalité des points d'ensemencement (et non en d'autres endroits de la gélose) ;
- l'isolement du même champignon lors d'un prélèvement de contrôle.

Afin de mettre en évidence les cas d'onychomycoses à moisissures dans les échantillons analysés, un tri a été effectué, selon les critères diagnostiques requis.

19 patients sont revenus au laboratoire pour un contrôle à distance d'un premier prélèvement faisant suspecter l'existence d'une onychomycose à moisissure.

Parmi eux, **13 cas d'onyxis à Moisissures ont été confirmés à l'examen de contrôle** (3 ont été infirmés, et 2 ont mis en évidence la présence d'un onyxis à PS). Ces 13 cas sont documentés dans le tableau 33 ci-dessous.

Numéro arbitraire patient	Sexe	Âge	Espèce en cause	Nature et localisation des échantillons	FDR connu	Clinique	Durée d'évolution
54	F	57,5	<i>Fusarium sp.</i>	pied	non	A distale ongle décollé	1-3ans
141	M	65,5	<i>Fusarium solani</i>	main	non	A proximale + périonyxis et A latéro-distale	3-10ans
362	F	46	<i>Apergillus terreus</i>	pied	non	A latéro-distale + leuconychies	NR
531	M	32	<i>Fusarium solani</i>	pied	non	NR	1-6mois
586	F	53,5	<i>Fusarium solani</i>	main	non	NR	3-10ans
606	M	64,5	<i>Fusarium solani</i>	main	non	A proximale, ongle noir jaune + périonyxis	NR
663	M	51	<i>Fusarium solani</i>	pied	non	A distale peu évocatrice	3-10ans
736	F	70	<i>Fusarium solani</i>	pied	oui ¹	ongle creusé noir jaune	NR
775	F	22	<i>Fusarium solani</i>	main	oui ²	NR	6mois-1an
1018	F	70,5	<i>Fusarium solani</i>	pied	non	A latéro-distale, ongle creusé	NR
1158	M	66,5	<i>Fusarium solani</i>	pied	non	NR	1-3ans
1249	F	58	<i>Aspergillus versicolor</i>	pied	non	NR	NR
840	F	38	<i>Fusarium solani</i>	pied	non	NR	1-3ans

Tableau 33 : Bilan des cas identifiés d'onyxis à Moisissures (confirmés par examen de contrôle).

¹antécédants médicaux, terrain ID/IS, Polyarthrite Rhumatoïde

²antécédants médicaux/ ablation unguéale chirurgicale

Les principales espèces en cause dans les onyxis à Moisissures observés appartiennent aux genres *Fusarium* et *Aspergillus*. *Fusarium solani* représente l'agent pathogène principal car retrouvé dans 10 cas sur 13 (76.9%) d'onychomycose à moisissure. L'atteinte des ongles des pieds semble plus fréquente que celle des mains avec 9 cas sur 13 touchant les orteils. Il est intéressant de constater que les cas décrits d'onychomycoses à moisissure ne semblent pas toucher une population particulièrement fragilisée, seuls 2 patients présentent un FDR connu, l'un étant immunodéprimé (Polyarthrite rhumatoïde sous IS), l'autre ayant un antécédent d'ablation chirurgicale de l'ongle.

Cette observation est partagée par une équipe sénégalaise dans une étude rétrospective menée de 2014 à 2016 sur les cas d'onychomycoses à *Fusarium sp.*, 1 seul patient sur les 17 identifiés est considéré comme immunodéprimé par son diabète.(40)

Dans notre étude, l'âge moyen retrouvé chez les patients avec onyxis à moisissure est de 53.4 ans et 8 cas sont décrits chez des femmes contre 5 chez des hommes. Les types d'atteintes présentées sont variées avec une majorité d'atteinte latéro-distales de l'ongle (4) mais aussi proximales avec périonyxis (2) et superficielles avec leuconychies. La durée d'évolution des lésions rapportée à l'interrogatoire est longue et souvent supérieure à 1an.

6. Mycoses superficielles à Levures non *Candida albicans* (LNCA) dans la population étudiée

Principalement représentées par les onychomycoses, les mycoses superficielles à levures autres que *Candida albicans* sont rares. Pourtant l'isolement en culture de ces levures est fréquent. En effet dans notre étude, 50% des échantillons positifs en culture retrouvaient une levure non *Candida albicans* (LNCA). Parmi les plus fréquemment isolées en culture, on retrouve *C. parapsilosis*, commensal de la peau, *C. tropicalis*, commensal des muqueuses digestive et vaginale et *Trichosporon asahii*, levure saprophyte du sol et de l'eau mais fréquemment retrouvé sur la peau.

Lorsque ces levures sont retrouvées en culture en l'absence de *C. albicans*, seul l'examen direct montrant la présence de pseudo-filaments et une culture pure permettent la distinction entre la colonisation d'une onychopathie et une réelle onychomycose à levures. (10)

Afin d'évaluer la proportion de cas d'onychomycoses à levure non *Candida albicans* éventuellement diagnostiquées dans la population étudiée, un tri des échantillons a été effectué pour recenser ceux présentant un examen direct positif avec présence de pseudofilaments (Ppf).

L'étude des résultats ainsi menée n'a permis de retrouver aucun diagnostic d'onychomycose à levure autre que *Candida albicans*.

7. Pytirosporoses à *Malassezia sp.* dans la population étudiée

Malassezia correspond au 3^{ème} genre de levures non *Candida albicans* isolées en culture. La mise en évidence de ces levures à l'examen direct et a fortiori en culture est associée à des tableaux cliniques bien spécifiques comme le pityriasis versicolor, le pityriasis capitis et la dermatite séborrhéique.

Dans la population étudiée, 59 patients présentent à la fois un examen biologique positif (examen direct visualisant des blastospores évocatrices du genre *Malassezia* associé ou non à une culture positive à levures du genre *Malassezia*, en l'absence d'isolement de pathogène strict) et des signes cliniques évocateurs de malassezirose.

L'âge moyen retrouvé chez ces patients est de 32.5 ans avec un sexe ratio de 1.5 (36H/23F). Ainsi comme cela est classiquement décrit, les pytirosporoses à *Malassezia sp.* atteignent une population adulte relativement jeune. Ces pathologies sont décrites comme rares aux âges extrêmes de la vie mais existent tout de même dans notre population avec le plus jeune cas de patient atteint identifié âgé de 2mois et demi et le plus âgé de 75 ans.

Un peu plus de la moitié des échantillons correspondant à ces patients ont été prélevés au niveau du cuir chevelu, mettant en évidence 39 cas de pytiriasis capitis. Les signes cliniques les plus fréquemment retrouvés sont les suivants : desquamation diffuse du cuir chevelu sans alopécie, état pelliculaire, démangeaisons, sécheresse.

L'autre moitié correspond à des prélèvements de squames cutanées localisées pour la plupart au niveau du visage (75%) et du haut du corps (membres supérieurs et dos), mettant en évidence 25 cas de pytiriasis versicolor et/ou de dermite séborrhéique.

5 patients présentent à la fois une atteinte du cuir chevelu et des lésions cutanées dues à *Malassezia sp.*

VII. DISCUSSION

La distribution des mycoses superficielles varie selon les pays en fonction du climat, des facteurs socio-économiques et comportementaux (notamment la multiplication des animaux de compagnie, développement des pratiques sportives, multiplication des voyages intercontinentaux)(7)

Selon la pathogénicité des espèces retrouvées et la démarche diagnostique correspondante au laboratoire de parasitologie- mycologie, nous avons décrit plusieurs entités de mycoses superficielles :

- les mycoses dues à des agents pathogènes stricts (PS) représentant la très grande majorité des diagnostics effectués et comprenant :

- les dermatophytes
- les pseudo-dermatophytes
- et l'espèce *Candida albicans*,

-les mycoses à moisissures non pseudo-dermatophytes

- et les pytirosporoses à *Malassezia sp.*

Dans notre étude, parmi les 4 grands types de mycoses à PS étudiés, nous retrouvons une majorité de cas d'onychomycoses et de mycoses cutanées atteignant chacune 20% de l'ensemble des patients examinés et se localisant de façon prépondérante à la zone des pieds. Les mycoses du cuir chevelu sont moins fréquentes et ont été diagnostiquées chez 7% des patients de l'étude.

Parmi les agents pathogènes stricts incriminés dans tous les types confondus de mycoses superficielles, les dermatophytes sont les plus nombreux (49.6% des isollements) et *Trichophyton rubrum* est l'agent dermatophyte le plus fréquent d'entre eux.

La catégorie des pseudo-dermatophytes, représentée uniquement par le genre *Neoscytalidium*, compte pour 21.8% des isollements et partage avec *T. rubrum* (22.8% des isollements), la 2^{ème} place des agents pathogènes stricts retrouvés dans l'ensemble des mycoses superficielles localisées après *C. albicans* (28.3%).

Cette fréquence élevée des atteintes superficielles dues à *Neoscytalidium sp.* est liée à l'endémicité de cette moisissure environnementale à la Martinique.

Ce champignon bien que non dermatophyte est doté des mêmes capacités kératinophiles et kératinolytiques que les dermatophytes, lui valant son appartenance à la catégorie des champignons dits « pseudo-dermatophytes ». Les champignons du genre *Neoscytalidium* sont des Ascomycètes endémiques des régions tropicales et subtropicales (Afrique, Amérique du Sud, Caraïbe, Inde et Asie) retrouvés dans l'environnement comme phytopathogènes. Ils sont responsables d'atteintes superficielles de la peau et des phanères mais aussi d'atteintes plus profondes chez des patients fragilisés, chez qui ils revêtent un caractère opportuniste. En 2014, un cas d'abcès cérébral à *N. dimidiatum* var. *dimidiatum* a été diagnostiqué au laboratoire de parasitologie-mycologie du CHUM chez une patiente diabétique insulino dépendante, vivant dans des conditions de précarité extrême. La patiente est décédée rapidement après le diagnostic (données non publiées). Dans la littérature, des cas

d'infections cutanéomuqueuses profondes (41) et une sinusite fongique invasive(42) ont été décrits chez des patients transplantés de rein et de poumon.

Parmi une quinzaine d'espèces connues, seules deux espèces seraient impliquées dans des mycoses humaines : *N. dimidiatum* var. *dimidiatum*, de répartition géographique plus vaste et *N. dimidiatum* var. *hyalinum* dont la distribution géographique semble plus restreinte à l'Amérique du sud, à l'Afrique de l'Ouest et aux Antilles. L'espèce *N. hyalinum*, variant non pigmenté de *N. dimidiatum* (38), est largement prépondérante à la Martinique et a été retrouvée dans 86% des cas de scytalidioses.

Dans les pays tempérés la fréquence des mycoses superficielles à *Neoscytalidium* sp. reste faible et les cas rapportés sont essentiellement des cas importés. Cette prévalence serait cependant en augmentation depuis quelques années avec l'augmentation de l'immigration et des voyages(26).

Au sein des dermatophytes identifiés comme responsables des mycoses, la majorité des espèces retrouvées sont des espèces cosmopolites (*T. rubrum*, *M. canis*, *T. interdigitale*, *E. floccosum*, *M. gypseum*) à l'exception de *T. tonsurans*.

T. tonsurans représente dans notre étude le 2^{ème} agent d'atteintes dermatophytiques juste après *T. rubrum*. Par ailleurs, 74% des cas de teignes identifiées sur la période étudiée (2014 - 2018) sont dûs à ce dermatophyte alors qu'il représentait 31.2% des cas entre 1997 et 2001. (36) Initialement apparu sur un mode épidémique dans une école de Fort-de-France en 1998, *T. tonsurans* s'est largement diffusé pendant les 20 dernières années à la Martinique.

En provenance d'Amérique latine et conséquence de l'immigration des populations aux USA dans les années 50, *T. tonsurans* s'est implanté sur le continent américain, devenant responsable de la majorité des cas de teignes du cuir chevelu. A l'image de son évolution à la Martinique et dans le reste du monde, la fréquence des dermatophytoses à *T. tonsurans* est en constante augmentation en France hexagonale et est à l'origine de petites épidémies en milieu urbain.(43) Au vu de son caractère facilement transmissible d'un individu à l'autre, une vigilance particulière doit être apportée à la prise en charge des suspicions de teignes notamment chez les enfants, plus souvent atteints que les adultes. Le laboratoire de mycologie occupe une place clé dans le dépistage, l'initiation du traitement et l'information sur les mesures de prévention.

Sous un autre angle, nous avons étudié la répartition des espèces pathogènes dans les mycoses selon la zone infectée. Par ordre de fréquence des types d'atteintes retrouvées dans notre population, nous détaillons les différentes localisations cliniques.

En ce qui concerne l'onychomycose, son diagnostic représente l'indication la plus fréquente d'examen mycologique dans les échantillons prélevés au laboratoire. Toutes les études s'accordent pour confirmer que les onychomycoses sont en progression constante depuis ces vingt dernières années. L'augmentation décrite de leur fréquence chez les personnes âgées se confirme dans notre étude par l'observation d'une moyenne d'âge plus élevée dans le groupe de patients atteints d'onychomycose.(39)

Nous avons mis en évidence une différence nette de répartition des agents pathogènes entre les onychomycoses des mains et des pieds.

Au niveau des onychomycoses des orteils, ce sont les étiologies pseudo-dermatophytiques (52.4%) qui prédominent devant les dermatophytes (37.4%) et *C.albicans* est minoritaire (10.2%). Cette répartition diffère de celle retrouvée en France métropolitaine où la proportion de dermatophytes responsables d'onychomycoses des pieds est beaucoup plus importante représentant au moins 80% des cas.(39) Une étude prospective publiée en 2004 avait été réalisée en Martinique sur 106 patients avec suspicion clinique d'onychomycose et retrouvait 56% d'onychomycoses confirmées biologiquement à *Scytalidium* (ancien nom de *Neoscytalidium*)(44). Ce résultat est en accord avec celui retrouvé dans notre étude, témoignant de la persistance à un taux relativement constant des onychomycoses à *Neoscytalidium sp.* diagnostiquées au laboratoire depuis une quinzaine d'années.

Au niveau des onychomycoses des mains, les profils épidémiologiques observés dans notre étude et en France hexagonale sont équivalents. Les levures sont les pathogènes les plus fréquemment retrouvés. Dans notre population, *Candida albicans* est l'unique espèce responsable.

Dans les mycoses cutanées des pieds, *T. rubrum* est la 1^{ère} espèce retrouvée. *Neoscytalidium sp.* semble atteindre préférentiellement la plante et *T. interdigitale*, les espaces inter-orteils.

Au niveau des intertrigos des grands plis, les espèces principalement isolées correspondent à celles isolées en France hexagonale : *C. albicans* et de *T. rubrum*.

L'étude des cas d'onychomycoses à moisissures non pseudo-dermatophytes dans notre population a permis de montrer la prépondérance du genre *Fusarium* suivi dans une moindre mesure par le genre *Aspergillus*. Les atteintes des ongles des pieds sont les plus fréquentes avec parfois des localisations annexes aux EIO. Gupta et al. rapportent que les espèces du genre *Fusarium* semblent être les principales causes d'onychomycoses à moisissures non dermatophytes du gros orteil en Amérique du Sud. Or en Europe, les agents étiologiques les plus fréquemment rapportés dans ce type de mycose sont : *Scopulariopsis brevicaulis*, *Aspergillus sp.*, *Acremonium sp.* et *Fusarium sp.*(29)

Le genre *Fusarium* comprend des espèces telluriques et pathogènes des plantes qui sont largement répandues dans l'environnement. Chez l'homme les *Fusarium spp.* sont généralement des pathogènes opportunistes responsables d'atteintes superficielles (surinfection de plaies ou de brûlures, kératites) ou profondes chez des individus immunodéprimés, avec un point de départ pulmonaire, voire unguéal. La description d'un cas d'onyxis avec ulcérations cutanées dues à *F. solani* chez un diabétique par C. Kauffmann-Lacroix et al. en 2005 illustre ce phénomène (45).

Le dépistage diagnostique des mycoses superficielles à moisissures, et notamment des onychomycoses, est donc important chez les patients immunodéprimés (greffés de moelle osseuse, transplantés, malades en aplasie, diabétiques ou infectés par le VIH au stade SIDA) en raison du risque d'infection systémique dû à certaines espèces.

L'abondance des isollements de moisissures environnementales dans les échantillons analysés en culture (45% des cultures positives), dont les deux chefs de files sont les genres *Aspergillus* et *Fusarium*, témoigne de l'importance de la réalisation d'une analyse rigoureuse

et contextuelle au laboratoire afin de distinguer les pathogènes probables des contaminants. L'interprétation nécessite parfois la réalisation d'un examen de contrôle notamment dans le cadre du diagnostic des onyxis à moisissures.

L'examen de mycologie standard, recommandé pour le diagnostic des mycoses superficielles dans la grande majorité des cas, reste dépendant de l'application de bonnes pratiques au laboratoire : qualité du prélèvement, réalisé à distance de tout traitement antifongique, recueil exhaustif des données cliniques et épidémiologiques, respect de la démarche interprétative adaptée, expertise du biologiste.

Lorsqu'aucun agent fongique n'est isolé en culture, le résultat de l'examen direct, s'il est positif, visualisant des filaments mycéliens, oriente sur la probable origine fongique des lésions. Cependant, la sensibilité de l'examen direct dépend de la technique utilisée, de l'expérience du lecteur et de la qualité du prélèvement réalisé. D'autre part cet examen possède une faible spécificité avec d'assez nombreux faux positifs.

La culture manque aussi de sensibilité, les faux négatifs existent et se vérifient d'ailleurs lors des examens de contrôle.(14) (15) En effet, il n'est pas rare qu'un pathogène ne pousse en culture que lors d'un deuxième examen mycologique. Plusieurs raisons peuvent expliquer ce phénomène : la présence d'un traitement antifongique débuté avant le prélèvement, la mauvaise qualité du prélèvement ou encore la présence en culture d'une moisissure à croissance rapide inhibant la pousse du pathogène.

Le recours à des techniques de biologie moléculaires plus sensibles comme la PCR, parfois réalisable directement à partir du matériel biologique prélevé constitue un nouvel enjeu majeur dans le diagnostic des mycoses superficielles. Ces techniques présentent l'avantage d'être plus rapides et ne nécessitent pas du personnel expérimenté. De plus en plus de kits commerciaux proposent le diagnostic de dermatophytoses par technique de PCR notamment dans les ongles, avec pour certains une identification de l'espèce en cause.

A l'heure actuelle certaines techniques de PCR allient la recherche de levures et moisissures à celle des dermatophytes(46,47).

En 2001 Machouard et al. ont mis au point une technique de PCR-RFLP pour la détection des onychomycoses à dermatophytes et *Scytalidium sp.* (48). Cette technique permet de distinguer les dermatophytes des *Scytalidium* dans un prélèvement d'ongle, avec un délai de 48h. Contrairement aux techniques traditionnelles, la PCR-RFLP a été décrite comme aussi sensible, que le prélèvement réalisé soit de bonne ou de mauvaise qualité.(49)

L'étude menée au laboratoire de mycologie du CHU de la Martinique a montré que les espèces du genre *Neoscytalidium* sont responsables de la majorité des onychomycoses des orteils. Pour autant, l'apport de la biologie moléculaire dans le diagnostic des onychomycoses dans notre laboratoire reste à ce jour limité.

Dans tous les cas, la confrontation des résultats biologiques à l'évolution de la clinique reste essentielle.

VIII. CONCLUSION

En conclusion, l'épidémiologie des mycoses superficielles à la Martinique, selon les données du laboratoire de parasitologie-mycologie du CHUM, se rapproche de celle décrite en France hexagonale en ce qui concerne la prépondérance des atteintes mycosiques des pieds mais se distingue sur plusieurs points : la fréquence importante des pseudo-dermatophytoses à *Neoscytalidium* sp. qui égale celle des dermatophytoses à *T. rubrum*, l'importance de l'espèce *T. tonsurans* dans les teignes qui est devenu le 1^{er} agent responsable, la prépondérance du genre *Fusarium* dans les onychomycoses à moisissures.

Ce travail a permis d'appréhender toute la complexité du processus de diagnostic biologique des mycoses superficielles, du prélèvement au rendu du résultat interprété.

Les points essentiels à retenir sont les suivants :

- Le prélèvement mycologique de la peau et des phanères est chronophage mais d'importance capitale car il conditionne la qualité des résultats qui en découlent
- Le suivi des cultures doit être rigoureux, effectué par un technicien encadré par un biologiste expérimenté
- L'interprétation doit être contextuelle, et prendre en compte toutes les données cliniques, épidémiologiques et biologiques disponibles

L'information apportée au patient au moment du prélèvement et parfois au rendu du résultat ainsi que celle transmise au prescripteur est primordiale car elle contribue à l'établissement d'un lien de confiance nécessaire à la constante optimisation des soins.

IX. Annexes

Annexe 1: Thérapies utiles dans la prise en charge des onychomycoses(19).

Tableau 1 Thérapies utiles dans la prise en charge d'une onychomycose.

Useful antifungals in the management of onychomycosis.

Réduction mécanique ou chimique de la zone infectée par le champignon

Grattage, meulage, découpage

Lyse chimique

Application quotidienne sous occlusion × 2–3 semaines

Amycor Onychoset[®] (pommade)

Bifonazole-urée à 40 %

Onyster[®] (crème)

Urée 40 %

De nombreux vernis, contenant des pourcentages variables d'urée sont proposés « en grand public : pour le traitement des « ongles abimés et épaissis » mais malheureusement certains de ces produits revendiquent l'indication « traitement des mycoses des ongles » alors qu'ils ne contiennent aucun médicament antifongique. Leur efficacité reste à prouver

Antifongiques locaux

Mycoster[®] solution filmogène 8 %

Ciclopirox acide

1 application/jour

Onytec[®] vernis (biofilm hydrosoluble)

Ciclopirox acide

1 application/jour

Locéryl[®] solution filmogène 5 %

Amorolfine

1 application/semaine

Curanail[®] vernis

Amorolfine

1 application/semaine

Bonne tolérance (< 1 % d'effets secondaires mineurs)

Non commercialisés en France : Éficonazole[®] solution 10 %, terbinafine solution, terbinafine « in transfersome » TDT 067 1,5 % spray

Antifongiques systémiques

Terbinafine lamisil[®] et génériques

Allylamine

250 mg 1 prise quotidienne

Itraconazole sporanox[®]

Triazolé

400 mg 1 prise/j × une semaine par mois

Fluconazole triflucan[®] et génériques

Triazolé


150–300 mg 1 prise/j × un jour par semaine

Cependant les doses, la prescription quotidienne ou la prescription sous forme de « pulses » ainsi que la durée du traitement doivent prendre en compte le cas du patient : sévérité de l'atteinte, identification du champignon, tolérance, interactions médicamenteuses, poids du patient et terrain du patient

Annexe 2 : Effets indésirables, interactions médicamenteuses et précautions d'emploi des molécules antifongiques indiquées dans le traitement des onychomycoses.(20)

	Effets indésirables	Interactions médicamenteuses	Précautions
Terbinafine	En général, la molécule est bien tolérée. Les effets secondaires sont des altérations hépatiques et hématologiques. Les plus graves rapportés sont cutanés et très rares (Lyell). Les réactions anaphylactoïdes, neutropénie, agranulocytose, thrombopénie, pancytopenie sont très rares. Les troubles gastro-intestinaux (perte d'appétit, sensation de réplétion) dûs à un ralentissement de la vidange gastrique, les céphalées, les éruptions cutanées maculopapuleuses et urticariennes sont très fréquentes. La perte du goût est rare et régresse spontanément mais lentement à l'arrêt du traitement. Cf. Compendium	Il y a peu d'interactions médicamenteuses. Les associations avec la cimétidine, l'amiodarone, la ciclosporine, la rifampicine, le phénobarbital, les antidépresseurs tricycliques, les bêtabloquants, les inhibiteurs sélectifs de la recapture de la sérotonine, les antiarythmiques sont à éviter. Il n'y a pas d'interactions avec les anticoagulants coumariniques ni avec les antidiabétiques oraux. Cf. Compendium	Il n'existe pas de recommandations officielles à effectuer des contrôles sanguins si le patient est en bonne santé. Les tests hépatiques, rénaux et une formule simple avant le traitement et après un mois de traitement sont recommandés par le Compendium. Cf. Compendium
Itraconazole	La molécule d'itraconazole est généralement bien tolérée. Les effets secondaires graves sont rares tels que leucopénie, réactions anaphylactiques, toxicité hépatique. Les effets secondaires fréquents sont des céphalées, des nausées et des douleurs abdominales. Cf. Compendium	Les interactions médicamenteuses sont nombreuses. En effet, l'itraconazole est métabolisé par le CYP3A4, impliqué dans le métabolisme de nombreux autres médicaments. Il est important de vérifier l'interaction avant l'administration du médicament. Cf. Compendium	Des contrôles de la formule sanguine simple, hépatiques et rénaux sont recommandés avant le traitement et après un mois de traitement. Cf. Compendium
Fluconazole	Le fluconazole est en général bien toléré. Les effets indésirables rares et graves sont la neutropénie, la leucopénie, la thrombocytopénie, l'agranulocytose, l'anaphylaxie et l'insuffisance hépatique. Les effets secondaires fréquents sont les céphalées, les douleurs abdominales, les diarrhées, les nausées, les vomissements et l'exanthème. Cf. Compendium	Les interactions médicamenteuses sont nombreuses, le fluconazole est un inhibiteur puissant du CYP2C9 et du CYP2C19, ainsi qu'un inhibiteur modéré du CYP3A4. Il est important de vérifier l'interaction avant l'administration du médicament. Cf. Compendium	Des contrôles de la formule sanguine simple, hépatiques et rénaux sont recommandés avant le traitement et après un mois de traitement. Cf. Compendium

Annexe 3: Fiche de renseignements patient pour prélèvement mycologique

	Feuille de renseignements pour prélèvement mycologique	ENR-PRE-PARA-MYCO-002V1
	Laboratoire de Biologie Médicale du CHUM	Applicable le: 2018-01-

Nom : Prénom : Né(e) le Etiquette patient	Date et heure prélèvement : Prescripteur : Préleveur :	Etiquette Laboratoire
--	--	--------------------------

Contexte clinique : (histoire des symptômes, début, durée, traitement, évolution ; description clinique, contexte familial, teigne/kérion/sycosis ?)

☐ Contact avec Animaux..... ☐ Produits manipulés :

Squames unguéales

<input type="checkbox"/> Pieds - - -	<input type="checkbox"/> Mains - - -
---	---

Squames cutanées*

<input type="checkbox"/> Espaces inter-orteils - - -	<input type="checkbox"/> Espaces inter-digitaux - - -
<input type="checkbox"/> Plante - -	<input type="checkbox"/> Paume - -

☐ Autre Localisation
 -
 -

*En cas de recherche de Malassezia, le préciser pour l'ensemencement.

Poils/Cheveux

<input type="checkbox"/> Squames du cuir chevelu <input type="checkbox"/> Squames du cuir chevelu + cheveux	<input type="checkbox"/> Cheveux	<input type="checkbox"/> Poils
--	----------------------------------	--------------------------------

Résultat Lampe de Wood :

Ectoparasites (Sarcopte, Poux/Morpion, Demodex)

-
-
-

Autres

Annexe 4 : Facteurs de risque connus de mycose dans la population étudiée.

Facteurs de risque connus	n patients-visiteurs	% de la ligne parente
Non	1547	86%
Oui	249	14%
Antécédents médicaux	161	65%
Diabète	77	48%
Terrain ID ¹ / traitement IS ²	76	47%
Hémopathie maligne	20	26%
VIH	17	22%
Polyarthrite Rhumatoïde	11	14%
Lupus	7	9%
Greffé rénal	6	8%
Pathologie traitée par IS non renseignée	5	7%
Spondylarthrite Ankylosante	3	4%
Dermatomyosite	1	1%
Sclérodermie	1	1%
Maladie de Behcet	1	1%
Urticaire	1	1%
BPCO	1	1%
Arthrite	1	1%
Cancer solide	1	1%
Ablation unguéale chirurgicale	6	4%
Terrain ID / traitement IS et Diabète	2	1%
Greffé rénal	2	100%
FDR Autres	88	35%
Manipulation de produits ménagers	29	33%
Port chaussures fermées	18	20%
Personne atteinte dans l'entourage	16	18%
Métier "manuel"	10	11%
Notion de traumatisme	7	8%
Pose de faux ongles	6	7%
Natation	1	1%
Obésité	1	1%
Total général	1796	100%

Tableau Facteurs de risque connus de mycose dans la population étudiée.

¹Terrain ID = terrain immunodéprimé

²Traitement IS = traitement immunosuppresseur

Annexe 5 : Répartition des espèces de Dermatophytes isolées en culture dans les échantillons.

Dermatophytes	n	% du total général
<i>Trichophyton</i>	532	86,6%
<i>Trichophyton rubrum</i>	297	48,4%
<i>Trichophyton tonsurans</i>	135	22,0%
<i>Trichophyton mentagrophytes</i> var. <i>interdigitale</i>	52	8,5%
<i>Trichophyton mentagrophytes</i> var. <i>mentagrophytes</i>	41	6,7%
<i>Trichophyton</i> sp.	4	0,7%
<i>Trichophyton soudanense</i>	2	0,3%
<i>Trichophyton terrestre</i>	1	0,2%
<i>Microsporum</i>	59	9,6%
<i>Microsporum canis</i>	51	8,3%
<i>Microsporum gypseum</i>	8	1,3%
<i>Epidermophyton</i>	20	3,3%
<i>Epidermophyton floccosum</i>	20	3,3%
Dermatophytes non identifiables	3	0,5%
Total général	614	100,0%

Annexe 6: Répartition des isollements de Moisissures en culture dans les échantillons : détail des genres retrouvés.

Répartition des isollements de Moisissures en culture dans les échantillons	n	% du total général	% du total de la ligne parente
Moisissures non Pseudo-dermatophytes	1639	85,1%	85,1%
Mycélium stérile	501	26,0%	30,6%
<i>Aspergillus</i>	273	14,2%	16,7%
<i>Fusarium</i>	188	9,8%	11,5%
<i>Penicillium</i>	148	7,7%	9,0%
<i>Dematiaceae</i>	102	5,3%	6,2%
<i>Cladosporium</i>	80	4,2%	4,9%
<i>Curvularia</i>	65	3,4%	4,0%
<i>Chaetomium</i>	37	1,9%	2,3%
<i>Scopulariopsis</i>	36	1,9%	2,2%
Moisissure non identifiée	32	1,7%	1,9%
<i>Acremonium</i>	24	1,2%	1,5%
<i>Ochroconis</i>	20	1,0%	1,2%
<i>Paecilomyces</i>	20	1,0%	1,2%
<i>Trichoderma</i>	18	0,9%	1,1%
<i>Beauveria</i>	15	0,8%	0,9%
<i>Scedosporium</i>	13	0,7%	0,8%
<i>Syncephalastrum</i>	12	0,6%	0,7%
<i>Mucorale</i>	10	0,5%	0,6%
<i>Chrysosporium</i>	7	0,4%	0,4%
<i>Eurotium</i>	7	0,4%	0,4%
<i>Nigrospora</i>	7	0,4%	0,4%
<i>Phaeoacremonium</i>	6	0,3%	0,4%
<i>Aureobasidium</i>	2	0,1%	0,1%
<i>Bipolaris</i>	2	0,1%	0,1%
<i>Arthrographis</i>	2	0,1%	0,1%
<i>Hortaea</i>	2	0,1%	0,1%
<i>Hyphopichia</i>	2	0,1%	0,1%
<i>Verticillium</i>	1	0,1%	0,1%
<i>Tilletiopsis</i>	1	0,1%	0,1%
<i>Ascothrica</i>	1	0,1%	0,1%
<i>Pseudochaetomium</i>	1	0,1%	0,1%
<i>Phialospora</i>	1	0,1%	0,1%
<i>Doratomyces</i>	1	0,1%	0,1%
<i>Pithomyces</i>	1	0,1%	0,1%
<i>Emericella</i>	1	0,1%	0,1%
Moisissures Pseudo-dermatophytes	288	14,9%	14,9%
<i>Neoscytalidium</i>	287	14,9%	99,7%
<i>Natrassia</i>	1	0,1%	0,3%
Total général	1927	100,0%	100,0%

Annexe 7: Répartition des isollements de Moisissures en culture dans les échantillons : détail des espèces retrouvées.

Répartition des isollements de Moisissures en culture dans les échantillons	n	% du total général	% du total de la ligne parente
Moisissures non Pseudo-dermatophytes (MNPD)	1639	85,1%	85,1%
<i>Mycélium stérile</i>	501	26,0%	30,6%
<i>Aspergillus</i>	273	14,2%	16,7%
<i>Aspergillus versicolor</i>	73	3,8%	26,7%
<i>Aspergillus section nigri</i>	64	3,3%	23,4%
<i>Aspergillus sp.</i>	32	1,7%	11,7%
<i>Aspergillus flavus</i>	28	1,5%	10,3%
<i>Aspergillus section terrei</i>	14	0,7%	5,1%
<i>Aspergillus ochraceus</i>	13	0,7%	4,8%
<i>Aspergillus fumigatus</i>	10	0,5%	3,7%
<i>Aspergillus niger</i>	10	0,5%	3,7%
<i>Aspergillus sydowii</i>	6	0,3%	2,2%
<i>Aspergillus nidulans</i>	6	0,3%	2,2%
<i>Aspergillus clavatus</i>	5	0,3%	1,8%
<i>Aspergillus aculeatus</i>	5	0,3%	1,8%
<i>Aspergillus restrictus</i>	4	0,2%	1,5%
<i>Aspergillus groupe glaucus</i>	3	0,2%	1,1%
<i>Fusarium</i>	188	9,8%	11,5%
<i>Fusarium solani</i>	167	8,7%	88,8%
<i>Fusarium sp.</i>	17	0,9%	9,0%
<i>Fusarium oxysporum</i>	3	0,2%	1,6%
<i>Fusarium dimerum (complexe d'espèces)</i>	1	0,1%	0,5%
<i>Penicillium</i>	148	7,7%	9,0%
<i>Dematiaceae</i>	102	5,3%	6,2%
<i>Cladosporium</i>	80	4,2%	4,9%
<i>Cladosporium sp.</i>	78	4,0%	97,5%
<i>Cladosporium sphaerosum</i>	2	0,1%	2,5%
<i>Curvularia</i>	65	3,4%	4,0%
<i>Curvularia sp.</i>	58	3,0%	89,2%
<i>Curvularia lunata</i>	7	0,4%	10,8%
<i>Chaetomium</i>	37	1,9%	2,3%
<i>Chaetomium globosum</i>	32	1,7%	86,5%
<i>Chaetomium sp.</i>	5	0,3%	13,5%
<i>Scopulariopsis</i>	36	1,9%	2,2%
<i>Scopulariopsis sp.</i>	24	1,2%	66,7%
<i>Scopulariopsis brevicaulis</i>	4	0,2%	11,1%
<i>Scopulariopsis fusca</i>	3	0,2%	8,3%
<i>Scopulariopsis candida</i>	3	0,2%	8,3%
<i>Scopulariopsis brumptii</i>	2	0,1%	5,6%
<i>Moisissures non identifiées</i>	32	1,7%	1,9%
<i>Acremonium</i>	24	1,2%	1,5%
<i>Ochroconis</i>	20	1,0%	1,2%
<i>Ochroconis sp.</i>	19	1,0%	95,0%

<i>Ochroconis humicola</i>	1	0,1%	5,0%
<i>Paecilomyces</i>	20	1,0%	1,2%
<i>Paecilomyces sp.</i>	12	0,6%	60,0%
<i>Paecilomyces variotii</i>	5	0,3%	25,0%
<i>Paecilomyces lilacinus</i>	3	0,2%	15,0%
<i>Trichoderma</i>	18	0,9%	1,1%
<i>Beauveria</i>	15	0,8%	0,9%
<i>Beauveria sp.</i>	11	0,6%	73,3%
<i>Beauveria bassiana</i>	4	0,2%	26,7%
<i>Scedosporium</i>	13	0,7%	0,8%
<i>Scedosporium apiospermium</i>	8	0,4%	61,5%
<i>Scedosporium sp.</i>	4	0,2%	30,8%
<i>Scedosporium complexe boydii</i>	1	0,1%	7,7%
<i>Syncephalastrum</i>	12	0,6%	0,7%
<i>Syncephalastrum racemosum</i>	9	0,5%	75,0%
<i>Syncephalastrum sp.</i>	3	0,2%	25,0%
<i>Mucorale</i>	10	0,5%	0,6%
<i>Mucor sp.</i>	4	0,2%	40,0%
<i>Rhizopus sp.</i>	3	0,2%	30,0%
<i>Mucorale</i>	3	0,2%	30,0%
<i>Chrysosporium</i>	7	0,4%	0,4%
<i>Eurotium</i>	7	0,4%	0,4%
<i>Eurotium chevalieri</i>	5	0,3%	71,4%
<i>Eurotium sp.</i>	1	0,1%	14,3%
<i>Eurotium herbariorum</i>	1	0,1%	14,3%
<i>Nigrospora</i>	7	0,4%	0,4%
<i>Nigrospora sphaerica</i>	4	0,2%	57,1%
<i>Nigrospora sp.</i>	3	0,2%	42,9%
<i>Phaeoacremonium</i>	6	0,3%	0,4%
<i>Aureobasidium</i>	2	0,1%	0,1%
<i>Aureobasidium pullulans</i>	2	0,1%	100,0%
<i>Aureobasidium pullulans var. melanigenum</i>	1	0,1%	50,0%
<i>Aureobasidium pullulans</i>	1	0,1%	50,0%
<i>Bipolaris</i>	2	0,1%	0,1%
<i>Arthrographis</i>	2	0,1%	0,1%
<i>Arthrographis sp.</i>	1	0,1%	50,0%
<i>Arthrographis kalrae</i>	1	0,1%	50,0%
<i>Hortaea</i>	2	0,1%	0,1%
<i>Hortaea werneckii</i>	2	0,1%	100,0%
<i>Hyphopichia</i>	2	0,1%	0,1%
<i>Verticillium</i>	1	0,1%	0,1%
<i>Tilletiopsis</i>	1	0,1%	0,1%
<i>Ascothrica</i>	1	0,1%	0,1%
<i>Pseudochaetomium</i>	1	0,1%	0,1%
<i>Pseudochaetomium martinelli</i>	1	0,1%	100,0%
<i>Phialospora</i>	1	0,1%	0,1%
<i>Doratomyces</i>	1	0,1%	0,1%
<i>Pithomyces</i>	1	0,1%	0,1%

<i>Emericella</i>	1	0,1%	0,1%
<i>Emericella nidulans</i>	1	0,1%	100,0%
Moisissures Pseudo-dermatophytes (MPD)	288	14,9%	14,9%
<i>Neoscytalidium</i>	287	14,9%	99,7%
<i>Neoscytalidium dimidiatum</i>	272	14,1%	94,8%
<i>Neoscytalidium dimidiatum</i> var. <i>hyalinum</i>	253	13,1%	93,0%
<i>Neoscytalidium dimidiatum</i> var. <i>dimidiatum</i>	19	1,0%	7,0%
<i>Neoscytalidium</i> sp.	15	0,8%	5,2%
<i>Natrassia</i>	1	0,1%	0,3%
<i>Natrassia magnifera</i>	1	0,1%	100,0%
Total général	1927	100,0%	100,0%

Annexe 8: Répartition des isollements de levures en culture dans les échantillons : détail des genres retrouvés.

Répartition des isollements de levures en culture dans les échantillons	n	% du total général	% du total de la ligne parente
Levures du genre <i>Candida</i>	1677	75,0%	75,0%
Levures non <i>Candida</i> sp.	525	23,5%	23,5%
<i>Trichosporon</i>	277	12,4%	52,8%
<i>Malassezia</i>	73	3,3%	13,9%
<i>Rhodotorula</i>	44	2,0%	8,4%
<i>Levure noire</i>	39	1,7%	7,4%
<i>Geotrichum</i>	27	1,2%	5,1%
<i>Kodamaea</i>	23	1,0%	4,4%
<i>Kloeckera</i>	15	0,7%	2,9%
<i>Pichia</i>	8	0,4%	1,5%
<i>Lodderomyces</i>	7	0,3%	1,3%
<i>Saccharomyces</i>	6	0,3%	1,1%
<i>Cryptococcus</i>	5	0,2%	1,0%
<i>Wickerhamomyces</i>	1	0,0%	0,2%
Levures non indentifiables	34	1,5%	1,5%
Total général	2236	100,0%	100,0%

Annexe 9: Répartition des isollements de levures du genre *Candida* en culture dans les échantillons : détail des espèces retrouvées.

Répartition des isollements de levures du genre <i>Candida</i> en culture dans les échantillons	n	% du total général
<i>Candida parapsilosis</i>	748	44,6%
<i>Candida albicans</i>	356	21,2%
<i>Candida tropicalis</i>	208	12,4%
<i>Candida haemulonii</i>	81	4,8%
<i>Candida orthopsilosis</i>	60	3,6%
<i>Candida guilliermondii</i>	44	2,6%
<i>Candida non albicans</i>	41	2,4%
<i>Candida lusitanae</i>	23	1,4%
<i>Candida sp.</i>	21	1,3%
<i>Candida krusei</i>	20	1,2%
<i>Candida metapsilosis</i>	18	1,1%
<i>Candida ciferrii</i>	11	0,7%
<i>Candida duobushaemulonii</i>	11	0,7%
<i>Candida catenulata</i>	6	0,4%
<i>Candida sake</i>	6	0,4%
<i>Candida rugosa</i>	6	0,4%
<i>Candida intermedia</i>	6	0,4%
<i>Candida lipolytica</i>	4	0,2%
<i>Candida zelanoïdes</i>	2	0,1%
<i>Candida glabrata</i>	2	0,1%
<i>Candida complexe parapsilosis</i>	1	0,1%
<i>Candida cylindracea</i>	1	0,1%
<i>Candida inconspicua</i>	1	0,1%
Total général	1677	100,0%

Annexe 10: Répartition des isoléments de levures non *Candida* sp. en culture dans les échantillons : détail des espèces retrouvées.

Répartition des isoléments de levures non <i>Candida</i> sp. en culture dans les échantillons	n	% du total général	% du total de la ligne parente
<i>Trichosporon</i>	277	52,8%	52,8%
<i>Trichosporon asahii</i>	135	25,7%	48,7%
<i>Trichosporon spp.</i>	102	19,4%	36,8%
<i>Trichosporon inkin</i>	12	2,3%	4,3%
<i>Trichosporon mucoïdes</i>	10	1,9%	3,6%
<i>Trichosporon faecale</i>	8	1,5%	2,9%
<i>Trichosporon mycotoxinivorans</i>	4	0,8%	1,4%
<i>Trichosporon montevidense</i>	3	0,6%	1,1%
<i>Trichosporon japonicum</i>	2	0,4%	0,7%
<i>Trichosporon cutaneum</i>	1	0,2%	0,4%
<i>Malassezia</i>	73	13,9%	13,9%
<i>Malassezia sp.</i>	69	13,1%	94,5%
<i>Malassezia furfur</i>	3	0,6%	4,1%
<i>Malassezia pachydermatis</i>	1	0,2%	1,4%
<i>Rhodotorula</i>	44	8,4%	8,4%
<i>Rhodotorula sp.</i>	29	5,5%	65,9%
<i>Rhodotorula spp.</i>	15	2,9%	34,1%
Levure noire	39	7,4%	7,4%
<i>Geotrichum</i>	27	5,1%	5,1%
<i>Geotrichum spp.</i>	16	3,0%	59,3%
<i>Geotrichum candidum</i>	11	2,1%	40,7%
<i>Kodamaea</i>	23	4,4%	4,4%
<i>Kodamaea ohmeri</i>	23	4,4%	100,0%
<i>Kloeckera</i>	15	2,9%	2,9%
<i>Kloeckera apis</i>	9	1,7%	60,0%
<i>Kloeckera apiculata</i>	6	1,1%	40,0%
<i>Pichia</i>	8	1,5%	1,5%
<i>Pichia ohmeri</i>	8	1,5%	100,0%
<i>Lodderomyces</i>	7	1,3%	1,3%
<i>Lodderomyces elongisporus</i>	7	1,3%	100,0%
<i>Saccharomyces</i>	6	1,1%	1,1%
<i>Saccharomyces cerevisiae</i>	6	1,1%	100,0%
<i>Cryptococcus</i>	5	1,0%	1,0%
<i>Cryptococcus spp.</i>	4	0,8%	80,0%
<i>Cryptococcus albidus</i>	1	0,2%	20,0%
<i>Wickerhamomyces</i>	1	0,2%	0,2%
<i>Wickerhamomyces anomalus</i>	1	0,2%	100,0%
Total général	525	100,0%	100,0%

Annexe 11 : Tableau récapitulatif des isollements multiples recensés lors du tri des organismes en culture.

Patient	Nature des squames	Localisation 1aire-2aire	Espèces	n isollements par cas
76	sq cut	Pied- EIO	<i>T. rubrum; C.albicans</i>	2
630	sq cut	Pied- EIO	<i>T. rubrum; C.albicans</i>	2
1384	sq cut	Pied- EIO	<i>T. mentagrophytes</i> var. <i>interdigitale</i> , <i>E. floccosum</i>	2
169	Sq cut	Pied- EIO	<i>Neoscytalidium hyalinum ; C.albicans</i>	2
178	sq cut	Pied- Plante	<i>T. mentagrophytes</i> var. <i>interdigitale ; T. rubrum</i>	2
983	sq cut	Pied- Plante	<i>T. rubrum ; C.albicans</i>	2
217	Sq cut	Pied-Plante	<i>N. dimidiatum; N. hyalinum</i>	2
76	sq cut	Grands plis- plis inguinaux	<i>T. rubrum; C.albicans</i>	2
602	sq cut	Grands plis- plis inguinaux	<i>T. rubrum ; C.albicans</i>	2
415	sq cut	Grands plis- plis sous-mammaires	<i>T. rubrum; C.albicans</i>	2
691	sq cut	Membres inférieurs-0	<i>T. rubrum; C.alicans</i>	2
1584	Sq ung	Main-0	<i>T. rubrum; C.albicans</i>	2
177	Sq ung	Pied-0	<i>T. rubrum; T. mentagrophytes</i> var. <i>interdigitale</i>	2
262	Sq ung	Pied-0	<i>N. hyalinum; N. dimidiatum</i>	2
317	Sq ung	Pied-0	<i>N. hyalinum; N. sp.</i>	2
340	Sq ung	Pied-0	<i>N. hyalinum; N. sp.</i>	2
354	Sq ung	Pied-0	<i>N. hyalinum; N. sp.</i>	2
567	Sq ung	Pied-0	<i>N. hyalinum; C.albicans</i>	2
818	Sq ung	Pied-0	<i>T.mentagrophytes</i> var. <i>interdigitale; Dermatophyte (espèce non identifiée)</i>	2
971	Sq ung	Pied-0	<i>N. sp.; C.albicans</i>	2
1100	Sq ung	Pied-0	<i>T. rubrum; C.albicans</i>	2
1117	Sq ung	Pied-0	<i>T. mentagrophytes</i> var. <i>interdigitale; N. hyalinum</i>	2
1270	Sq ung	Pied-0	<i>N. hyalinum; C.albicans</i>	2
1155	Sq ung	Pied-0	<i>T. rubrum; C.albicans</i>	2
740	Sq ung	Pied-0	<i>T. mentagrophytes</i> var. <i>interdigitale; N. sp.</i>	2
83	sq ung	Pied-0	<i>N. hyalinum; C.albicans</i>	2
308	sq ung	Pied-0	<i>T. rubrum; T. sp.</i>	2
834	sq ung	Pied-0	<i>N. dimidiatum; Dermatophyte (espèce non identifiée)</i>	2
946	sq ung	Pied-0	<i>N. hyalinum; C.albicans</i>	2
1055	sq ung	Pied-0	<i>T. mentagrophytes</i> var. <i>mentagrophytes; T. mentagrophytes; C.albicans</i>	3
349	sq ung	NR-0	<i>N. hyalinum; N. dimidiatum</i>	2

Sq cut = squames cutanées ; Sq ung = squames unguéales ; EIO= espaces inter-orteils

Annexe 12: Répartition des isoléments de Pathogènes stricts (PS) selon le type de mycose.

Pathogènes stricts (PS)	Mycoses cutanées	Onychomycoses	Teignes	Périonyxis	Nature Non renseignée (NR)	Total général
Dermatophytes	274	105	113		1	493
<i>Trichophyton rubrum</i>	154	73				227
<i>Trichophyton tonsurans</i>	34		84			118
<i>Microsporum canis</i>	23		23			46
<i>Trichophyton mentagrophytes</i> var. <i>interdigitale</i>	24	16				40
<i>Trichophyton mentagrophytes</i> var. <i>mentagrophytes</i>	25	6	2			33
<i>Epidermophyton floccosum</i>	8	4				12
<i>Microsporum gypseum</i>	4		3		1	8
<i>Trichophyton</i> sp.	1	3				4
<i>Dermatophyte d'espèce non identifiée</i>		2	1			3
<i>Trichophyton terrestre</i>	1					1
<i>Trichophyton soudanense</i>		1				1
Candida albicans	100	147	4	33		284
Pseudo-dermatophytes	79	137		1		217
<i>Neoscytalidium dimidiatum</i> var. <i>hyalinum</i>	72	114		1		187
<i>Neoscytalidium dimidiatum</i> var. <i>dimidiatum</i>	4	11				15
<i>Neoscytalidium</i> sp.	3	11				14
<i>Nattrassia mangiferae</i>		1				1
Total général	453	389	117	34	1	994

Annexe 13: Répartition des isoléments de Pathogènes stricts (PS) dans les mycoses cutanées (localisations primaires).

Répartition des isoléments de Pathogènes stricts (PS) dans les mycoses cutanées (localisations primaires)	pieds	grands plis	autre	membre inf	visage	main	membre sup	NR	Total général
Dermatophytes	127	26	43	21	22	10	21	4	274
<i>Trichophyton rubrum</i>	89	19	22	9	2	6	6	1	154
<i>Trichophyton tonsurans</i>			8	2	15	1	8		34
<i>Trichophyton mentagrophytes</i>	5	5	7	2	1		3	2	25
<i>Trichophyton interdigitale</i>	23					1			24
<i>Microsporum canis</i>			6	8	3	2	3	1	23
<i>Epidermophyton floccosum</i>	6	2							8
<i>Microsporum gypseum</i>	2				1		1		4
<i>Trichophyton terrestre</i>	1								1
<i>Trichophyton sp.</i>	1								1
Candida albicans	17	43	25	6	3	3		3	100
Pseudo-dermatophytes	71					8			79
<i>Neoscytalidium dimidiatum</i> var. <i>hyalinum</i>	64					8			72
<i>Neoscytalidium dimidiatum</i> var. <i>dimidiatum</i>	4								4
<i>Neoscytalidium sp.</i>	3								3
Total général	215	69	68	27	25	21	21	7	453

Annexe 14: Répartition des isoléments de Pathogènes stricts (PS) dans les onychomycoses selon la localisation mains-pieds.

Répartition des isoléments de Pathogènes stricts (PS) dans les onychomycoses	Pieds	Mains	Zone non renseignée (NR)	Total général
<i>Candida albicans</i>	25	118	4	147
Pseudo-dermatophytes	129	6	2	137
<i>Neoscytalidium dimidiatum</i> var. <i>hyalinum</i>	107	6	1	114
<i>Neoscytalidium</i> sp.	11			11
<i>Neoscytalidium dimidiatum</i> var. <i>dimidiatum</i>	10		1	11
<i>Natrassia magnifera</i>	1			1
Dermatophytes	92	12	1	105
<i>Trichophyton rubrum</i>	63	9	1	73
<i>Trichophyton interdigitale</i>	14	2		16
<i>Trichophyton mentagrophytes</i>	5	1		6
<i>Epidermophyton floccosum</i>	4			4
<i>Trichophyton</i> sp.	3			3
<i>Dermatophyte d'espèce non identifiée</i>	2			2
<i>Trichophyton soudanense</i>	1			1
Total général	246	136	7	389

Annexe 15: Récapitulatif des cas de teignes observées au laboratoire du CHUM sur 15 ans : nombre de cas observés par an et par espèce.

Dermatophytes	1997	1998	1999	2000	2001	2002	2003	2004	2005	2006	2014	2015	2016	2017	2018	Total des cas par espèce
<i>M.canis</i>	3	9	16	16	16	21	26	16	10	9	5	5	5	3	5	165
<i>T.tonsurans</i>	0	11	6	4	12	12	32	27	20	24	24	21	19	4	16	232
<i>T.soudanense</i>	0	0	0	3	0	0	3	1	0	1	0	0	0	0	0	8
<i>M.langeronii</i>	1	0	0	0	1	0	0		0	0	0	0	0	0	0	2
<i>T.mentagrophytes</i>	1	0	0	2	2	1	1	1	1	2	1	0	0	0	1	13
<i>M.gypseum</i>	0	0	0	1	1	0	2	3	0	1	1	0	1	1	0	11
<i>Trichophyton sp</i>	1	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	2
<i>Dermatophyte (ENI¹)</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	1
Total des cas par an	6	20	22	26	32	34	64	49	31	37	31	26	26	8	22	434

¹ENI = espèce non identifiée

X. Glossaire

- **Auxanogramme** : Méthode employée pour l'identification des levures
- **Effet antabuse** : Troubles vasomoteurs avec érythème, bouffées de chaleur et hypotension
- **Endothrix** : mode de parasitisme pileaire dans lequel on observe de grosses spores à l'intérieur du cheveu parasité.
- **Endonyx** : atteinte de la tablette seule sans envahissement du lit unguéal donc sans épaissement sous-unguéal ni onycholyse
- **Hyperkératose** : Augmentation d'épaisseur de la couche cornée d'un épiderme.
- **Kératolytique** (ou **kératinolytique**) : se dit d'une substance qui dissout la kératine en dissociant les ponts d'union intercellulaires.
- **Kératinophile** : Organisme ayant une affinité particulière pour la kératine.
- **Kératodermie** : Epaissement plus ou moins durable de la couche cornée de la peau correspondant histologiquement à une hyperkératose. *Souvent localisée aux paumes et aux plantes définies sous le terme de « kératodermie palmo-plantaire »*
- **Kérion** : *Synonyme* : kériion de Celse, folliculite trichophytique, **sycosis** trichophytique Teigne inflammatoire et suppurée siégeant sur la nuque, le cuir chevelu ou la barbe, mais parfois sur peau glabre.
- **Leuconychie** : Coloration blanche des ongles en superficie.
- **Onycholyse** : Décollement de la tablette unguéale du lit de l'ongle, se faisant le plus souvent à partir de ses attaches latéro-distales et donnant à l'ongle un aspect blanchâtre.
- **Onychodystrophie** : Trouble du développement de la croissance des ongles
- **Périonyxis** : Tuméfaction douloureuse de la zone matricielle de l'ongle, et du repli sous-unguéal.
- **Sycosis** : Synonyme de kériion. Teigne inflammatoire et suppurée siégeant sur la nuque, le cuir chevelu ou la barbe, mais parfois sur peau glabre

XI. Bibliographie

1. El Euch D, Trojjet S, Mokni M, Feuilhade de Chauvin M. 36 - Mycoses superficielles. In: Mokni M, Dupin N, del Giudice P, éditeurs. Dermatologie infectieuse. Paris: Elsevier Masson; 2014. p. 185-98.
2. ANOFEL. Parasitologie et mycologie médicales Guide des analyses et pratiques diagnostiques. ELSEVIER MASSON. 2018.
3. Campus de Parasitologie-Mycologie - Association Française des Enseignants de Parasitologie et Mycologie (ANOFEL) [Internet]. Disponible sur: <http://campus.cerimes.fr/parasitologie/enseignement/dermatophytoses/site/html/3.html>
4. Chabasse D, Pihet M. Les dermatophytes : les difficultés du diagnostic mycologique. Rev Francoph Lab. 30 oct 2008;38(406):29-38.
5. Baran R, Hay R-J. Nouvelle classification clinique des onychomycoses. J Mycol Médicale. déc 2014;24(4):247-60.
6. BOUREE P, TONNANG G, RESENDE P. Aspects actuels du pityriasis versicolor. Feuille Biol. 1 mars 2011;Vol. 52 N° 299:15-21.
7. CHABASSE D, BOUCHARA J-P. Les dermatophytes : taxonomie et épidémiologie. Feuille Biol. juill 2018;(343):31-42.
8. Chabasse D. Onychomycoses, recommandations pour les modalités de diagnostic et de prise en charge. J Mycol Médicale. déc 2007;17(4):241.
9. Feuilhade de Chauvin M. Examen mycologique en dermatologie. Ann Dermatol Vénéréologie. oct 2018;145(10):623-32.
10. CHABASSE D. Place du laboratoire dans le diagnostic mycologique d'une onychomycose. Rev Francoph Lab. mai 2011;(432):43-50.
11. Tosti A, Baran R, Piraccini BM, Fanti PA. « Endonyx » onychomycosis: a new modality of nail invasion by dermatophytes. Acta Derm Venereol. janv 1999;79(1):52-3.
12. CHABASSE D, BOUCHARA J-P. Les dermatophytes : manifestations cliniques et diagnostic biologique. Rev Biol MEDICALE. sept 2019;N°350:35-54.
13. LESLE F, GOLDRACH L, CREMER G, DUPOUY-CAMET J, PAUGAM A. Actualités des dermatophytoses. Rev Biol MEDICALE. sept 2013;314:23-32.
14. Chabasse D, Pihet M. Méthodes de diagnostic d'une onychomycose. J Mycol Médicale. déc 2014;24(4):269-78.
15. Petinataud D. Optimisation de la stratégie diagnostique des onychomycoses : du prélèvement à l'identification fongique. Evaluation d'un kit diagnostique de PCR en temps réel. 2014.

16. Lacroix C, Feuilhade de Chauvin M. Traitements antifongiques. EMC - Dermatol. janv 2008;3(4):1-9.
17. Gupta AK, Drummond-Main C. Meta-analysis of randomized, controlled trials comparing particular doses of griseofulvin and terbinafine for the treatment of tinea capitis. *Pediatr Dermatol.* févr 2013;30(1):1-6.
18. Onychomycoses : modalités de diagnostic et prise en charge. *J Mycol Médicale.* déc 2007;17(4):284-93.
19. Feuilhade de Chauvin M. Traitement des onychomycoses. *J Mycol Médicale.* 1 déc 2014;24(4):296-302.
20. ROUX G-A, BAUDRAZ-ROSSELET F. Algorithme de la prise en charge des onychomycoses. *Rev Médicale Suisse.* 13:698-702.
21. Gupta AK, Lynch LE, Kogan N, Cooper EA. The use of an intermittent terbinafine regimen for the treatment of dermatophyte toenail onychomycosis. *J Eur Acad Dermatol Venereol.* 2009;23(3):256-62.
22. Ghannoum M, Isham N, Catalano V. A second look at efficacy criteria for onychomycosis: clinical and mycological cure. *Br J Dermatol.* janv 2014;170(1):182-7.
23. Soorajee A. Rôle du pharmacien d'officine dans la prise en charge des onychomycoses. Adaptation des stratégies selon l'origine géographique. 2012.
24. Abasq C, Misery L. Pityriasis versicolor et autres dermatoses liées à *Malassezia* sp. (à l'exclusion de la dermatite séborrhéique). EMC - Dermatol. mars 2012;7(1):1-5.
25. CEDEF 1 2. Item 232 – Dermatoses faciales : dermatite séborrhéique. 22 nov 2012;139:A201-3.
26. Chabasse D, Pihet M. Les onychomycoses à moisissures. *J Mycol Médicale.* déc 2014;24(4):261-8.
27. Tosti A, Piraccini BM, Lorenzi S. Onychomycosis caused by nondermatophytic molds: clinical features and response to treatment of 59 cases. *J Am Acad Dermatol.* févr 2000;42(2 Pt 1):217-24.
28. Lurati M, Baudraz-Rosset F, Vernez M, Spring P, Bontems O, Fratti M, et al. Efficacious treatment of non-dermatophyte mould onychomycosis with topical amphotericin B. *Dermatol Basel Switz.* 2011;223(4):289-92.
29. 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.* mars 2012;66(3):494-502.
30. Downs AM, Lear JT, Archer CB. *Scytalidium hyalinum* onychomycosis successfully treated with 5% amorolfine nail lacquer. *Br J Dermatol.* mars 1999;140(3):555.

31. Bunyaratavej S, Leeyaphan C, Rujitharanawong C, Surawan TM, Muanprasat C, Matthapan L. Efficacy of 5% amorolfine nail lacquer in *Neoscytalidium dimidiatum* onychomycosis. *J Dermatol Treat.* août 2016;27(4):359-63.
32. Osborne CS, Leitner I, Hofbauer B, Fielding CA, Favre B, Ryder NS. Biological, biochemical, and molecular characterization of a new clinical *Trichophyton rubrum* isolate resistant to terbinafine. *Antimicrob Agents Chemother.* juin 2006;50(6):2234-6.
33. Saunte DML, Hare RK, Jørgensen KM, Jørgensen R, Deleuran M, Zachariae CO, et al. Emerging Terbinafine Resistance in *Trichophyton*: Clinical Characteristics, Squalene Epoxidase Gene Mutations, and a Reliable EUCAST Method for Detection. *Antimicrob Agents Chemother.* oct 2019;63(10).
34. Singh A, Masih A, Khurana A, Singh PK, Gupta M, Hagen F, et al. High terbinafine resistance in *Trichophyton interdigitale* isolates in Delhi, India harbouring mutations in the squalene epoxidase gene. *Mycoses.* juill 2018;61(7):477-84.
35. Yamada T, Maeda M, Alshahni MM, Tanaka R, Yaguchi T, Bontems O, et al. Terbinafine Resistance of *Trichophyton* Clinical Isolates Caused by Specific Point Mutations in the Squalene Epoxidase Gene. *Antimicrob Agents Chemother.* 2017;61(7).
36. DESBOIS N, THEODOSE R, SAINT-CYR I, BOISSEAU-GARSAUD AM, HELENON R, CALES-QUIST D. Cent dix cas de teignes du cuir chevelu au CHU de Fort-de-France (Martinique): évolution du spectre dermatophytique sur cinq ans. *J Mycol Médicale.* 2003;13:104-8.
37. de Hoog GS, Dukik K, Monod M, Packeu A, Stubbe D, Hendrickx M, et al. Toward a Novel Multilocus Phylogenetic Taxonomy for the Dermatophytes. *Mycopathologia.* févr 2017;182(1-2):5-31.
38. Machouart M, Menir P, Helenon R, Quist D, Desbois N. *Scytalidium* and scytalidiosis: what's new in 2012? *J Mycol Médicale.* mars 2013;23(1):40-6.
39. Masson E. Parasitoses et mycoses courantes observées chez les personnes âgées en France métropolitaine. *Rev Francoph Lab.* sept 2016;(485):73-84.
40. Diongue K, Ndiaye M, Seck MC, Diallo MA, Badiane AS, Ndiaye D. Onychomycosis Caused by *Fusarium* spp. in Dakar, Senegal: Epidemiological, Clinical, and Mycological Study. *Dermatol Res Pract.* 2017;2017.
41. Garinet S, Tourret J, Barete S, Arzouk N, Meyer I, Frances C, et al. Invasive cutaneous *Neoscytalidium* infections in renal transplant recipients: a series of five cases. *BMC Infect Dis.* 19 nov 2015;15.
42. Dunn JJ, Wolfe MJ, Trachtenberg J, Kriesel JD, Orlandi RR, Carroll KC. Invasive fungal sinusitis caused by *Scytalidium dimidiatum* in a lung transplant recipient. *J Clin Microbiol.* déc 2003;41(12):5817-9.
43. Lacroix C, Al Shawa K, Benderdouche M, Mingui A, Feuilhade De Chauvin M. *Trichophyton tonsurans* : un dermatophyte (ré)émergent en France? *Feuill Biol.* juill 2013;(313):23-6.

44. Belloeuf L, Boisseau-Garsaud A-M, Saint-Cyr I, Desbois N, Hélénon R, Quénéhervé C, et al. Onychomycoses à *Scytalidium* en Martinique. *Ann Dermatol Vénéréologie*. 29 avr 2008;131(3):245-9.
45. Kauffmann-Lacroix C, Villers A, Gantier JC, Guillet G, Wierzbicka E, Rodier MH. Onyxis et ulcérations cutanées à *Fusarium solani* chez un diabétique. 15(3):150-4.
46. Ebihara M, Makimura K, Sato K, Abe S, Tsuboi R. Molecular detection of dermatophytes and nondermatophytes in onychomycosis by nested polymerase chain reaction based on 28S ribosomal RNA gene sequences. *Br J Dermatol*. nov 2009;161(5):1038-44.
47. Koo SH, Teoh YL, Koh WL, Ochi H, Tan SK, Sim DMF, et al. Development and validation of a real-time multiplex PCR assay for the detection of dermatophytes and *Fusarium* spp. *J Med Microbiol*. nov 2019;68(11):1641-8.
48. Machouart-Dubach M, Lacroix C, de Chauvin MF, Le Gall I, Giudicelli C, Lorenzo F, et al. Rapid discrimination among dermatophytes, *Scytalidium* spp., and other fungi with a PCR-restriction fragment length polymorphism ribotyping method. *J Clin Microbiol*. févr 2001;39(2):685-90.
49. Menotti J, Machouart M, Benderdouche M, Cetre-Sossah C, Morel P, Dubertret L, et al. Polymerase chain reaction for diagnosis of dermatophyte and *Scytalidium* spp. onychomycosis. *Br J Dermatol*. août 2004;151(2):518-9.


ENGAGEMENT DE NON PLAGIAT

Je, soussigné (e) Marielle BAJAL

Déclare être pleinement conscient(e) que le plagiat de documents ou d'une partie d'un document publiés constitue une violation des droits d'auteur ainsi qu'une fraude caractérisée. (*Décret n°92-657 du 13 juillet 1992*)

En conséquence, je m'engage à citer toutes les sources que j'ai utilisées pour écrire ce mémoire.

Signature :



SIGNATURES DU DIRECTEUR DE THESE ET DU DOYEN

N° Étudiant :

N° Thèse :

Nom et Prénom :

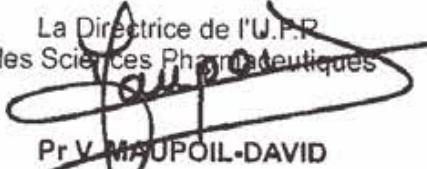
Sujet :
.....
.....

Tours, le :

Le(s) Directeur(s) de Thèse : Docteur Nicole DESBOIS



**Vu et Transmis :
Le Doyen**

La Directrice de l'U.F.R.
des Sciences Pharmaceutiques

Pr V. MAUPOIL-DAVID

BAJAL Marielle, N° 2

TITRE DE LA THÈSE

Epidémiologie des mycoses superficielles au CHU de la Martinique : étude rétrospective du 1er janvier 2014 au 31 décembre 2018.

RÉSUMÉ DE LA THÈSE

Le laboratoire de Parasitologie-Mycologie du CHU de la Martinique (CHUM) a développé une expertise concernant le diagnostic des mycoses superficielles, du prélèvement au rendu des résultats.

En effet, les prélèvements, le suivi des cultures avec les techniciens ainsi que la lecture des examens directs sont réalisés avec le biologiste ou interne habilité, chaque résultat étant interprété contextuellement.

A ce jour, l'épidémiologie de ces mycoses superficielles à la Martinique est peu documentée et pas toujours bien maîtrisée par les professionnels de santé (biologistes non spécialisés, médecins).

L'objectif principal de ce travail est de faire le point sur l'ensemble de la démarche diagnostique, et d'analyser les résultats obtenus sur cinq années afin d'établir le profil épidémiologique des mycoses superficielles au CHU de la Martinique en termes de fréquence des principales espèces retrouvées et des localisations cliniques associées.

MOTS-CLÉS : Diagnostic mycologique ; Prélèvements peau-phanères ; Dermatophytes ; Pseudo-dermatophytes ; Neoscytalidium ; Levures ; Moisissures ; Martinique.

JURY

Président :

Madame le Professeur, Isabelle DIMIER-POISSON, Faculté de Pharmacie - TOURS

Directeur :

Madame le Docteur Nicole DESBOIS, CHU de Fort-de-France

Membres :

Monsieur le Professeur Gilles NEVEZ, Faculté de médecine - BREST

Monsieur le Professeur Jacques CHANDENIER, Faculté de médecine - TOURS

Madame le Docteur Solène LE GAL, Faculté de médecine - BREST

SOUTENANCE le 08/01/2020 à Brest en visioconférence avec Tours.