

Liste des Abréviations

ADN	Acide Désoxyrubonucléique
ACHC	Acide α -cyano-4-hydroxycinnamique
CHU	Centre Hospitalier Universitaire
BCC	Bouillon cœur-cervelle
DHB	Acide 2,5 DihydroxyBenzoïque
KP	Kératodermie plantaire
IHU	Institut Hospitalo-Universitaire
IIO	Intertrigo inter-orteils
MALDI-TOF MS	Matrix-Associated LASER Desorption and Ionization, Time Of Flight
m/z	Masse / charge
PAS	Periodic Acid Schiff
PCR	Polymerase Chain Reaction
PCB	Pomme de terre-Carotte-Bile
PSM	Poste de Sécurité Microbiologique
RAT	Riz-Agar-Tween 80
SC	Sabouraud-Chloramphénicol
SCA	Sabouraud-Chloramphénicol-Actidione
sp.	Species
spp.	Species Plural

Liste des Figures

Figure 1 : Aspect microscopique d' <i>Epidermophyton floccosum</i> .	6
Figure 2 : Aspect microscopique de <i>Trichophyton rubrum</i> .	7
Figure 3 : Aspect microscopique de <i>Trichophyton interdigitale</i> .	8
Figure 4 : <i>Candida albicans</i> .	9
Figure 5 : Aspect microscopique de <i>Fusarium solani</i> .	10
Figure 6 : Aspects microscopiques de <i>Fusarium oxysporum</i> .	11
Figure 7 : Intertrigo inter-orteil dermatophytique.	12
Figure 8 : Intertrigo inter-orteil candidosique.	13
Figure 9 : Intertrigo inter-orteil à <i>Fusarium</i> .	13
Figure 10 : Algorithme d'identification de <i>Candida</i> spp.	18
Figure 11 : Schématisation du principe du MALDI-TOF	23
Figure 12 : Distribution de la population en fonction de l'âge.	31
Figure 13 : Répartition de l'intertrigo inter-orteil selon l'espace interdigital atteint chez les gens de mer à Dakar.	32
Figure 14 : Fréquence de l'intertrigo inter-orteil fongique et son association avec d'autres mycoses du pied chez les gens de mer à Dakar.	33
Figure 15 : Distribution des espèces impliquées dans l'intertrigo inter-orteil chez les gens de mer (n = 43) sur la base de l'identification morphologique.	36

Liste des Tableaux

Tableau I : Caractères macroscopiques des cultures des principaux agents causaux d'intertrigo inter-orteil.....	16
Tableau II : Caractéristiques microscopiques des organes fongiques.....	17
Tableau III : Présentation des médicaments utilisés dans le traitement de l'intertrigo inter-orteil fongique.....	20
Tableau IV : Distribution des cas d'intertrigo inter-orteil en fonction de l'âge, du niveau d'éducation et de la durée de la mycose.....	34
Tableau V : Résultats comparés de l'examen microscopique direct et de la culture.....	35
Tableau VI : Distribution des espèces fongiques isolées des intertrigos inter-orteil chez les gens de mer à Dakar.	37

SOMMAIRE

INTRODUCTION	1
PREMIERE PARTIE: RAPPELS BIBLIOGRAPHIQUES	4
1. GENERALITES SUR L'INTERTRIGO INTER-ORTEIL	5
1.1. Définition	5
1.2. Épidémiologie de l'intertrigo inter-orteil fongique	5
1.2.1. Les agents pathogènes.....	5
1.2.1.1. Les dermatophytes	5
1.2.1.2. Les levures.....	8
1.2.1.3. Les moisissures	9
1.2.2. Les facteurs favorisants.....	11
1.2.2.1. Facteurs locaux	11
1.2.2.2. Facteurs iatrogènes.....	12
1.2.2.3. Facteurs mécaniques	12
1.3. Aspects cliniques	12
1.3.1. Intertrigo à dermatophytes	12
1.3.2. Intertrigo à <i>Candida</i>	12
1.3.3. Intertrigo à moisissures	13
1.4. Diagnostic	14
1.4.1. Diagnostic clinique	14
1.4.2. Diagnostic mycologique.....	14
1.4.2.1. Le prélèvement	14
1.4.2.2. Examen direct.....	14
1.4.2.3. Culture.....	15
1.4.2.4. Identification morphologique	15
1.4.2.5. Identification moléculaire.....	18
1.5. Traitement	19
1.5.1. Moyens thérapeutiques	19
1.5.1.1. Moyens non médicamenteux.....	19
1.5.1.2. Moyens médicamenteux.....	19
1.5.2. Indications	20
1.5.2.1. Intertrigo à dermatophytes.....	20
1.5.2.2. Intertrigo à <i>Candida</i>	20

1.5.2.3. Intertrigo à <i>moisissures</i>	21
2. GENERALITES SUR LA SPECTROMETRIE DE MASSE MATRIX ASSISTED LASER DESORPTION IONISATION – TIME OF FLIGHT (MALDI-TOF MS).....	21
2.1. Principe	21
2.2. La matrice.....	22
2.3. Appareillage	22
2.4. Processus analytique	23
DEUXIEME PARTIE : TRAVAIL PERSONNEL	25
1. CADRE D’ETUDE	26
2. TYPE ET PERIODE D’ETUDE	26
3. POPULATION D’ETUDE	26
3.1. Critères d’inclusion.....	26
3.2. Critères de non inclusion.....	26
4. MATERIEL ET METHODES	26
4.1. Matériel	26
4.1.1. Matériel de prélèvement et d’acheminement	27
4.1.2. Matériels d’isolement d’identification et de conservation	27
4.1.3. Matériels pour MALDI-TOF	27
4.2. Méthodes d’étude	28
4.2.1. Interrogatoire	28
4.2.2. Prélèvement	28
4.2.3. Examen direct et culture.....	28
4.2.4. Identification mycologique et interprétation	28
4.2.5. Identification par le MALDI-TOF MS	29
4.2.6. Analyse des données	30
5. RESULTATS	31
5.1. Caractéristiques de la population d’étude	31
5.2. Incidence de l’intertrigo inter-orteils fongique et sa répartition en fonction du profil spécifique des gens de mer	32
5.3 Distribution des espèces fongiques impliquées.....	35
6. DISCUSSION	38
CONCLUSION	42
REFERENCES	44

INTRODUCTION

L'intertrigo inter-orteil (IIO) fongique est une mycose très fréquente, généralement causée par les dermatophytes, et les levures [1, 2] et plus rarement par des champignons filamenteux non dermatophytiques comme les moisissures du genre *Fusarium* [3, 4].

Cette mycose se présente sous forme de lésions localisées entre les orteils, particulièrement entre le troisième et le quatrième espace interdigital car anatomiquement les plus fermés [1]. L'IIO est caractérisé par une desquamation sèche ou suintante, associée ou non à des fissures, des vésicules voire de petites bulles sur la face interne des orteils et au fond du pli. Il représente une source potentielle de complications, car constituant une porte d'entrée bactérienne par altération de la barrière cutanée, et étant également source primaire d'extension de la mycose entre les autres orteils, à la plante des pieds, aux ongles voire d'autres régions du corps [5].

Outre les facteurs immunitaires et génétiques peu fréquents, les principaux facteurs favorisant sa survenue sont liés au mode de vie (habitudes vestimentaire, loisirs,...), à la profession (militaire, mineurs, marathoniens, les gens de mer,...) et à l'environnement [6].

Avec un espace de travail correspondant au même espace de vie, les gens de mer ou marins constituent entre autres un groupe à haut risque de mycoses du pied, du fait de l'humidité et la macération induites par l'exigence du port prolongé de chaussures fermées [7, 8]. Selon les citations d'Arnault [9], l'IIO est fréquemment diagnostiqué chez les marins, spécialement dans les pays tropicaux.

Au Sénégal, les données du laboratoire de Parasitologie-Mycologie du CHU Aristide Le Dantec, rapportent qu'entre 2011 et 2015, l'IIO fongique a représenté 5,6% des demandes d'analyses mycologiques avec une incidence de 65,38%. Les levures, particulièrement *Candida albicans*, les moisissures et les dermatophytes étaient identifiés comme étant les agents responsables [4].

Le diagnostic de l'IIO est particulièrement simple, pouvant être basé sur les données cliniques. Toutefois le diagnostic étiologique repose sur une démarche diagnostique cohérente au laboratoire, qui permettra par la suite une prise en charge thérapeutique spécifique et prévenir la récurrence de l'infection ou les cas de résistances au traitement. En effet, le traitement des intertrigos est parfois différent selon le germe responsable.

Récemment, le "Matrix-Assisted Laser Desorption/Ionization-Time Of Flight Mass Spectrometry" ou MALDI-TOF MS a bouleversé la routine des laboratoires de microbiologie clinique et permet une identification rapide et efficiente des champignons microscopiques [10].

C'est dans ce contexte que nous nous sommes proposés de mener cette étude avec comme objectif général d'étudier l'épidémiologie de l'IIO chez les gens de mer de Dakar avec comme objectifs secondaires de :

- estimer l'incidence de l'IIO chez les gens de mer ;
- étudier la répartition de l'IIO en fonction du profil spécifique des gens de mer ;
- déterminer la distribution des espèces fongiques impliquées.

PREMIERE PARTIE : RAPPELS BIBLIOGRAPHIQUES

1. GENERALITES SUR L'INTERTRIGO INTER-ORTEILS

1.1. Définition

L'intertrigo est une inflammation localisée au niveau des plis cutanés. Tous les plis peuvent être atteints mais c'est surtout au niveau des espaces inter-orteils où l'infection se développe le plus et on parle alors d'intertrigo inter-orteil [11, 12].

On distingue deux types d'intertrigo selon les étiologies :

- Les intertrigos d'origine infectieuse dus aux bactéries et aux champignons
- Les intertrigos non infectieux qui résultent le plus souvent de la localisation de dermatoses aux plis (l'eczéma, l'irritation, le psoriasis...).

L'IIO fongique ou mycoses des pieds (tinea pedis) est la première cause d'intertrigo [13].

1.2. Épidémiologie de l'intertrigo inter-orteils fongique

1.2.1. Les agents pathogènes

On distingue plusieurs champignons microscopiques en cause : les dermatophytes, donnant souvent des intertrigos secs, les levures provoquant le plus souvent un intertrigo luisant et humide et les moisissures qui sont moins retrouvées.

1.2.1.1. Les dermatophytes

Les dermatophytes sont des champignons filamenteux microscopiques absents de la flore commensale de la peau, caractérisés par leur kératinophilie et leur pouvoir kératinolytique qui expliquent l'atteinte préférentielle de la couche cornée de l'épiderme ou la kératine des phanères [14].

Les espèces responsables d'IIO sont généralement : *Epidermophyton floccosum*, *Trichophyton rubrum* et *T. interdigitale* [15].

a. *Epidermophyton floccosum*

C'est un dermatophyte cosmopolite anthropophile qui provoque des lésions de la peau glabre et des plis ou intertrigos (inter-orteils, inguinaux, axillaires).

Sur le plan morphologique, il est caractérisé microscopiquement par des filaments mycéliens fins et réguliers, cloisonnés, qui se vésiculisent et forment rapidement des chlamydospores. On note l'absence de microconidies et la présence de macroconidies à paroi mince, en massue lisses et échinulées, comportant 2 à 5 logettes (**Figure 1**) [16].

Cette espèce est toutefois assez rare et représente moins de 5% des isollements de dermatophytes.

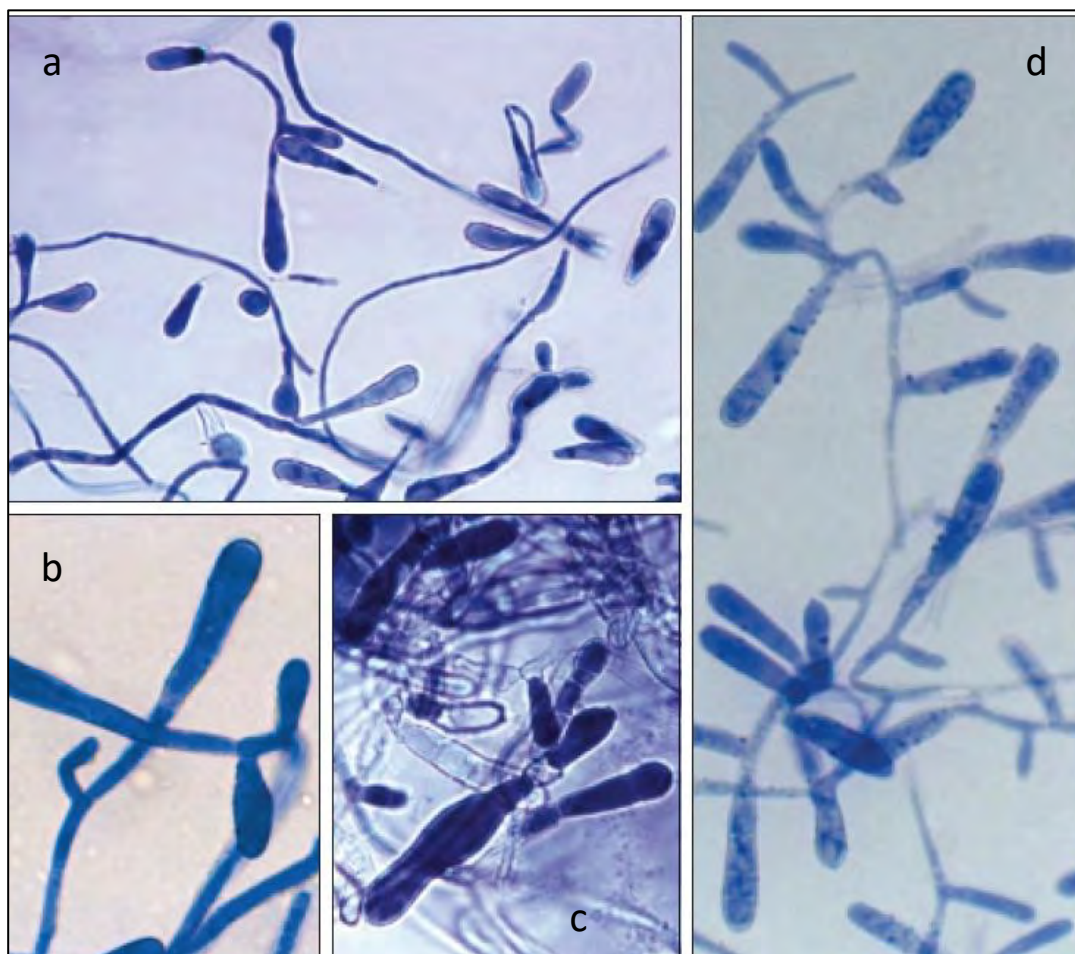


Figure 1 : Aspect microscopique d'*Epidermophyton floccosum* [16].

Macroconidies en forme de massue et groupées en « régime de bananes », lisses (**a** : objectif 20 ; **b** : objectif 40) ou échinulées (**d** : objectif 40) ; formation de chlamydospores (**a** et **c**, objectif 40).

b. *Trichophyton rubrum*

C'est une espèce ayant une affinité particulière pour la kératine (de l'épiderme, des ongles, et des poils et cheveux). Ce dermatophyte anthropophile est actuellement le dermatophyte le plus fréquemment isolé dans les laboratoires à partir des mycoses des pieds en Europe et en Amérique du Nord. Mais il est moins fréquemment impliqué dans l'étiologie des IIO en Afrique [17].

Au microscope, sa morphologie est caractérisée par un mycélium régulier et cloisonné avec quelques microconidies piriformes disposées en acladium. Les macroconidies à paroi lisse et mince, sont plus rares. Les souches africaines sont par contre très sporulantes avec de nombreuses microconidies piriformes disposées en amas ou en acladium (**Figure 2**) [16].

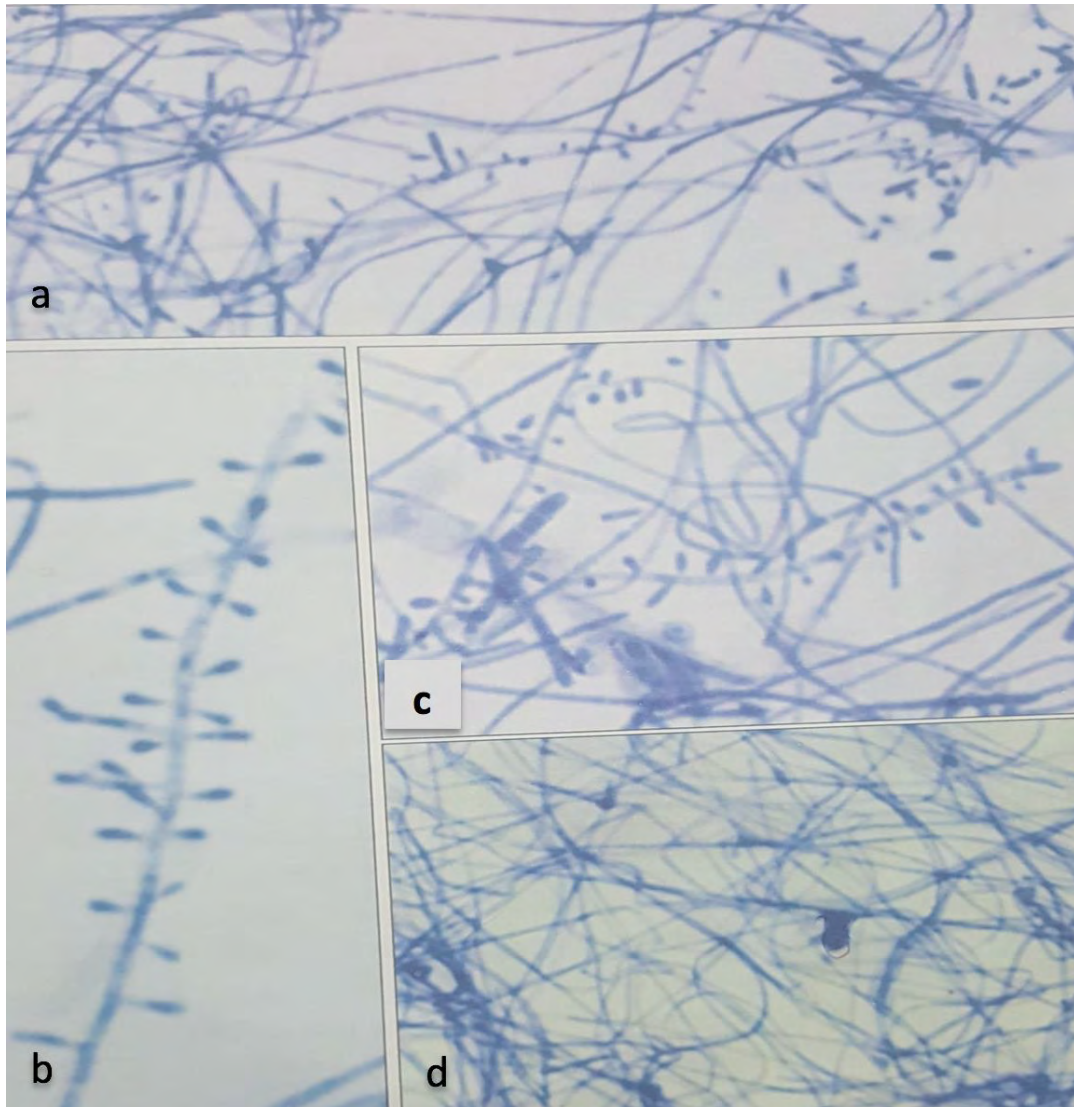


Figure 2 : Aspect microscopique de *Trichophyton rubrum* [16].

Filaments mycéliens avec microconidies piriformes en acladium (**a** : objectif 40 ; **b** : objectif 100). Les macroconidies, rares, en saucisse (**c** : objectif 100).

Présence quelques fois d'excroissances triangulaires (**d**).

c. *Trichophyton interdigitale*

Ex *Trichophyton mentagrophytes* var. *interdigitale*, c'est une espèce anthropophile très fréquemment isolée du pied. Elle est présentée dans plusieurs études comme le premier dermatophyte à l'origine d'intertrigos interdigito-plantaires [4, 17].

T. interdigitale est caractérisé microscopiquement par des filaments mycéliens cloisonnés, qui s'articulent souvent en angle droit (aspect en croix de Lorraine). Les microconidies naissent solitaires, puis très nombreux et disposées en buissons. Moins fréquentes, les macroconidies sont à paroi lisse et mince, en forme de massue dilatées à leur extrémité. On observe

fréquemment des filaments spiralés ou vrilles (**Figure 3**). Il se distingue également par un test positif à l'uréase permettant de le distinguer de *T. rubrum*[16].

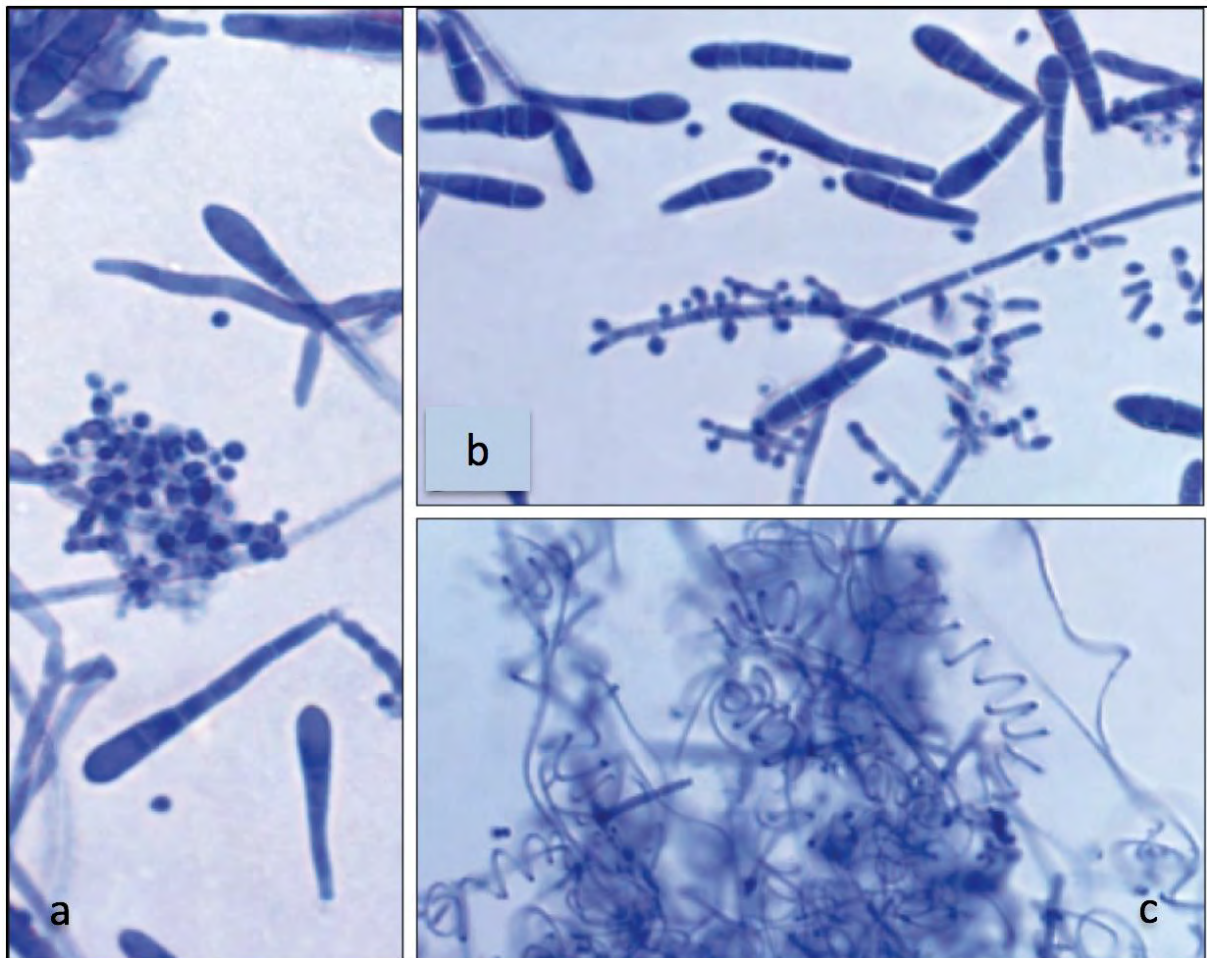


Figure 3 : Aspect microscopique de *Trichophyton interdigitale* [16].

Filaments mycéliens avec microconidies rondes en croix de Lorraine (**b** : objectif 40) ou en buissons (**a** : objectif 40). Les macroconidies en forme de massue (**a** et **b** : objectif 40).

Présence fréquente de vrilles (**c** : objectif 40).

1.2.1.2. Les levures

Les levures ont la capacité de fermenter les matières organiques et provoquer progressivement leur décomposition.

Candida albicans est généralement en première ligne dans la genèse de l'IIO fongique parmi les levures [4]. C'est un organisme commensal ou saprophyte qui peut devenir pathogène et provoquer une candidose.

Sur le plan morphologique, Il est non pigmenté, non capsulé avec des colonies blanches et luisantes, macroscopiquement. Microscopiquement, *C. albicans* se présente sous forme de blastospores ovales, à bourgeonnement multilatéral et est producteur de filaments. Il produit

des chlamydospores sur milieu pauvre comme la gélose PCB (pomme de terre, carotte, bile) ou RAT (crème de riz, agar, Tween80) (**Figure 4**) [18].

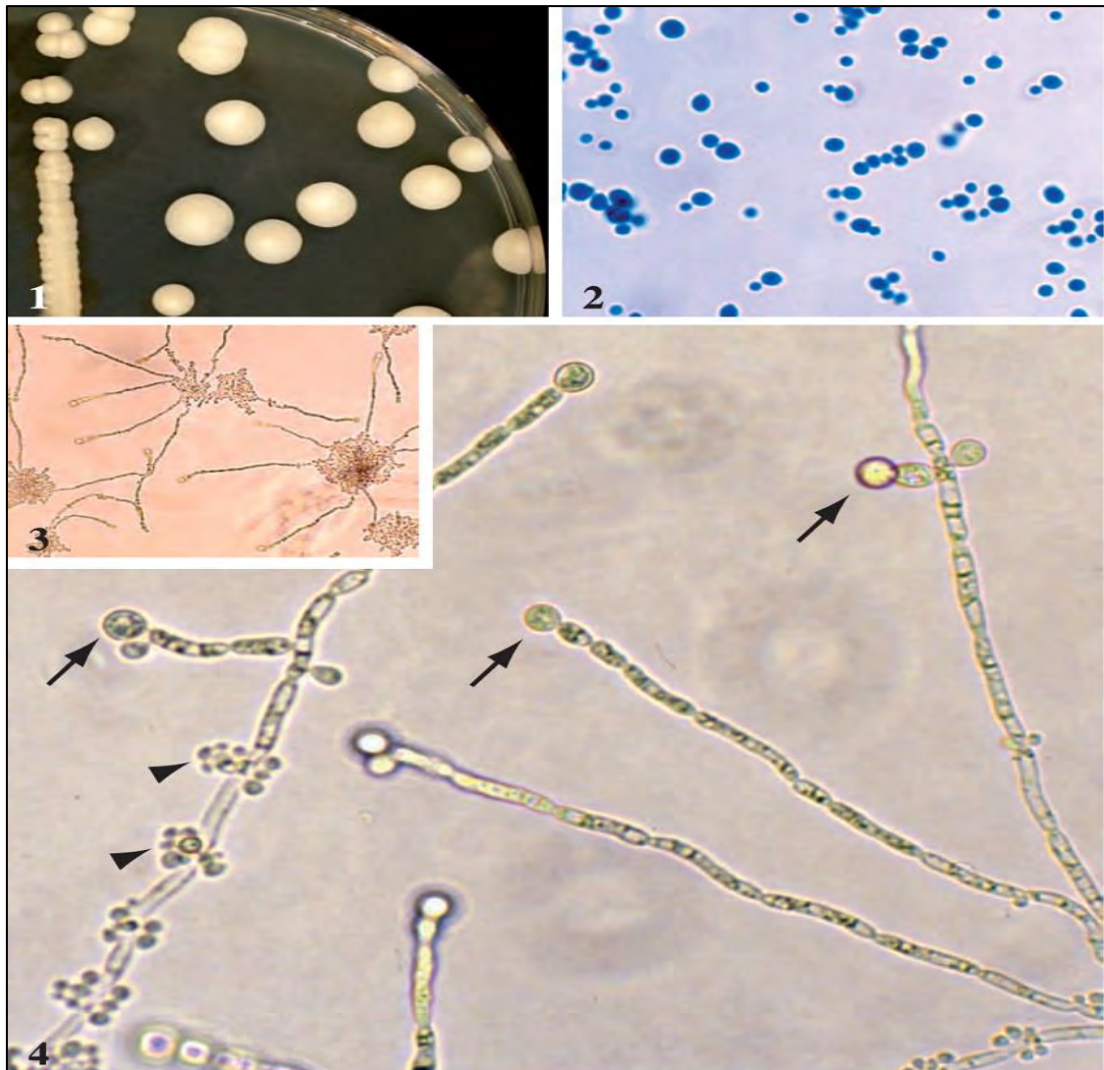


Figure 4 : *Candida albicans* [18].

Aspect macroscopique (1) et microscopique (2) des cultures sur gélose de Sabouraud. Morphologie sur RAT à l'objectif 10 (3) ou 40 (4): production de filaments mycéliens sur lesquels se forment des blastospores disposées en bouquets (têtes de flèches) et des chlamydospores rondes, à paroi épaisse et réfringente (flèches).

1.2.1.3. Les moisissures

Les mycoses à moisissures sont généralement opportunistes, causées par des saprophytes qui profitent de l'affaiblissement des défenses immunitaires.

Parmi les moisissures, les *Fusarium* sont très incriminés dans l'étiologie des IIO fongiques et parfois même plus que les dermatophytes [4, 19].

Actuellement le genre *Fusarium* comprend au moins 300 espèces phylogénétiquement distinctes, 20 complexes d'espèces et neuf lignées monotypiques. La plupart des *Fusarium*

identifiés comme pathogènes opportunistes appartiennent au complexe *F. solani*, au complexe *F. oxysporum* et au complexe *F. fujikuroi*. Moins fréquemment rencontrés sont les membres des complexes *F. incarnatum-equiseti*, *F. dimerum* et *F. chlamydosporum*, ou des espèces comme *F. sporotrichoides* [20].

F. solani se caractérise par un conidiophore simple qui porte des monophialides longues d'aspect cylindrique, avec présence de nombreuses microconidies oblongues, unicellulaires ou bicellulaires disposées en « fausses têtes » ou glissant le long des phialides. Les macroconidies sont en forme de fuseau asymétrique de 6 cellules au maximum. Les chlamydospores quand elles sont présentes sont isolées ou en courtes chaînettes (**Figure 5**) [21].

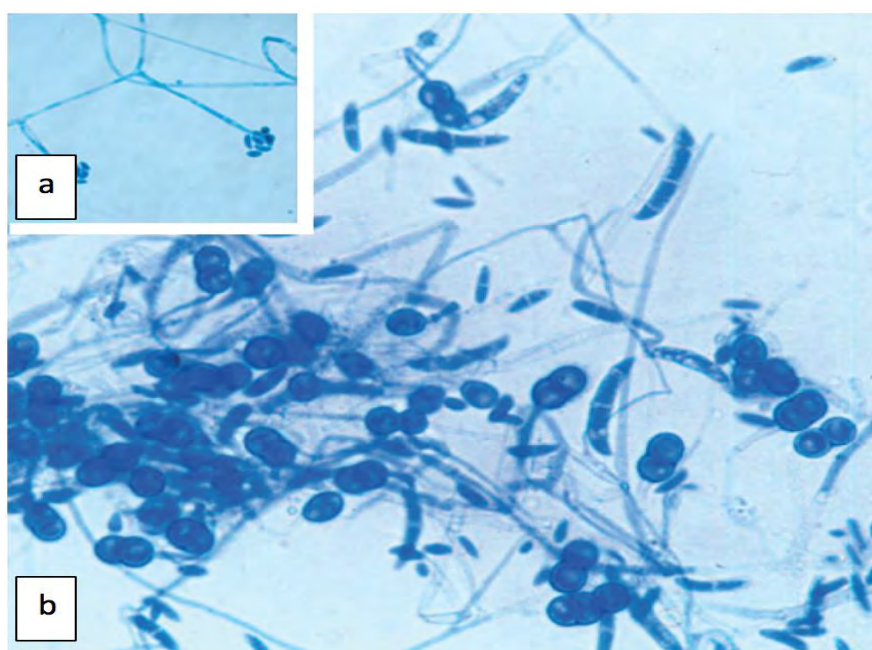


Figure 5 : Aspect microscopique de *Fusarium solani* [21].

Microconidies oblongues, en fausse tête, à l'extrémité de monophialides (a, objectif 20) ;
 Nombreuses chlamydospores en courtes chaînes et macroconidies en fuseau (b, objectif 40).
Fusarium oxysporum présente un mycélium avec des phialides courtes et solitaires, des microconidies nombreuses unicellulaires, d'aspects ellipsoïdaux ou cylindriques et disposées en « fausses têtes ». Les macroconidies, peuvent être abondantes, discrètement incurvées, avec une cellule basale bien marquée ; elles contiennent 4 – 5 logettes. On observe aussi fréquemment de nombreuses chlamydospores (**Figure6**) [21].

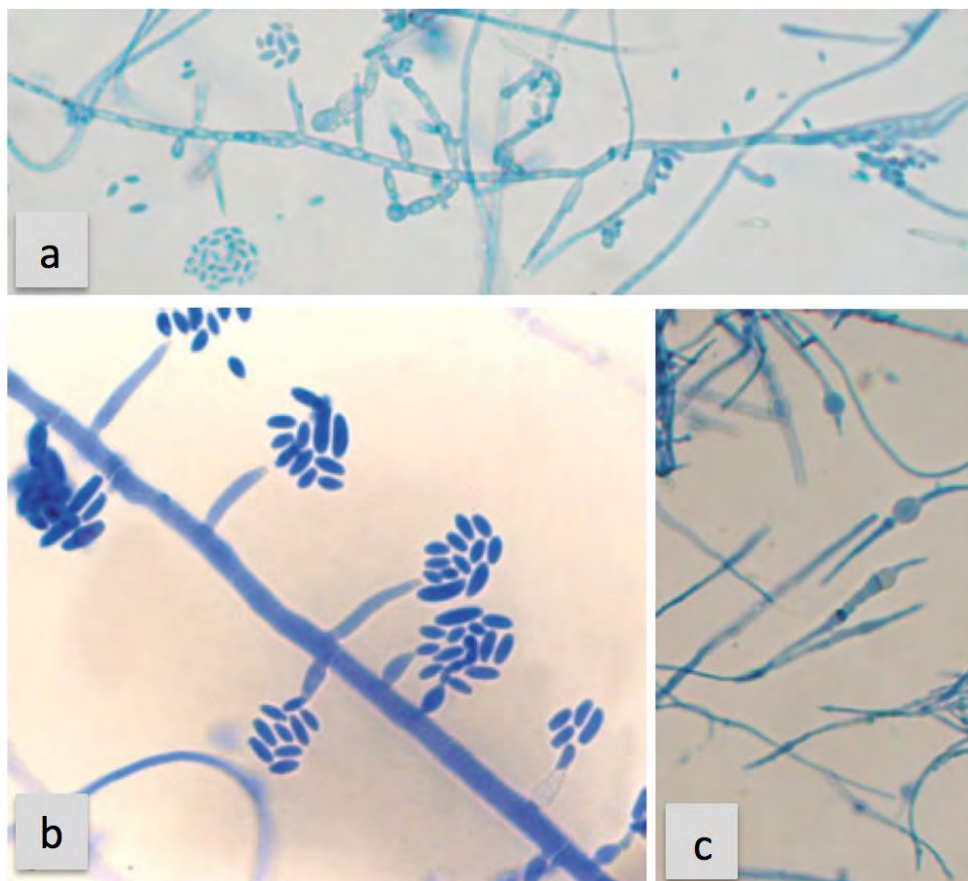


Figure 6 : Aspects microscopiques de *Fusarium oxysporum* [21].

Microconidies asymétriques disposées à l'extrémité des monophialides solitaires (**a** : objectif 10 et **b** : objectif 40). Chlamydospores (**c** : objectif 10).

1.2.2. Les facteurs favorisant

1.2.2.1. Facteurs locaux

La macération (chaleur et humidité) joue un rôle majeur dans la survenue des intertrigos, en particulier au niveau des espaces inter-orteils (chaussures en matière plastique, chaussettes en tissus synthétiques empêchant l'évaporation,...). On note aussi le rôle du pH alcalin, la fréquentation de locaux communs (salles de sports, bains maures, piscines...), le manque d'hygiène, l'insuffisance de séchage des pieds et le port des chaussures de sécurité (du fait de leur matière qui favorise la transpiration) [16].

Les moisissures se développent très souvent sur des plis déjà altérés, en raison de facteurs locaux (onychopathie sous-jacente) et/ou généraux (troubles circulatoires des membres inférieurs, immunodépression). Elles sont ainsi beaucoup plus fréquemment rencontrées chez les personnes âgées [22].

1.2.2.2. Facteurs iatrogènes

La corticothérapie systémique ou locale, les immunosuppresseurs, la chimiothérapie anticancéreuse et le mode de vie (la dépigmentation artificielle,...) rendent le terrain plus vulnérable aux atteintes mycosiques [23].

1.2.2.3. Facteurs mécaniques

Les microtraumatismes chez le sportif, les lésions de la barrière cutanée (blessure, abrasion, ulcération) et les traumatismes liés aux brûlures et irradiations semblent participer à la survenue des mycoses au niveau des pieds [23].

1.3. Aspects cliniques

1.3.1. Intertrigo à dermatophytes

- a. Il s'agit d'abord d'une macération de la peau favorisant la germination des spores, puis d'une fissuration du fond du pli, accompagnée d'une hyperkératose. La peau devient blanchâtre, s'épaissit, formant à la longue une épaisse lésion blanc nacré (**Figure 7**). L'extension peut se faire à la plante du pied (aspect en « mocassin »), sur le dos du pied et aux ongles. L'ensemble des lésions dermatophytiques du pied s'appelle le « tinea pedis » [24].



Figure 7 : Intertrigo inter-orteils dermatophytique [16].

1.3.2. Intertrigo à *Candida*

Les *Candida* spp. donnent un intertrigo rouge vernissé suintant, lisse, prurigineux, parfois douloureux, débutant au fond du pli puis s'étendant. Le fond est parfois recouvert d'un enduit blanchâtre, les limites de l'intertrigo sont irrégulières, émietées avec une collerette blanchâtre et quelques pustules (**Figure 8**) [24].



Figure 8 : Intertrigo inter-orteils candidosique [18].

1.3.3. Intertrigo à moisissures

Les moisissures les plus souvent impliquées dans l'étiologie des IIO sont *Fusarium* spp. et *Neoscytalidium dimidiatum* [19, 25, 26].

Il s'agit d'une lésion macérée, fissurée, creusante d'aspect blanchâtre, le plus souvent localisé au niveau du dernier espace inter-orteil (**Figure 9**) [19, 23].



Figure 9 : Intertrigo inter-orteil à *Fusarium* [19].

1.4. Diagnostic

1.4.1. Diagnostic clinique

Le diagnostic clinique est facile ; il est défini par une rougeur du pli, qui peut démanger, être douloureux, suinter, etc. Les caractéristiques d'orientation vers une ou plusieurs causes sont l'aspect bilatéral et éventuellement symétrique ou unilatéral, la présence d'une desquamation, d'un suintement, l'évolution par extension centrifuge, les limites nettes ou contours émiétés, la présence de vésicules, de pustules, la fissuration au fond du pli, etc. Ces données cliniques permettent le plus souvent de poser le diagnostic. Cependant, le diagnostic de la cause est délicat, et l'IIO peut mimer un eczéma dyshidrosique, le psoriasis inversé, une maladie érythémateuse ou l'impétigo. Ce qui fait que le diagnostic requiert une analyse de laboratoire [7].

1.4.2. Diagnostic mycologique

Le diagnostic mycologique constitue le diagnostic de certitude.

1.4.2.1. Le prélèvement

Le prélèvement est une étape décisive dans l'établissement du diagnostic mycologique. Un certain nombre de difficultés doivent être maîtrisées à ce niveau. Le prélèvement doit d'abord permettre de recueillir un matériel suffisamment abondant, afin d'assurer dans de bonnes conditions la réalisation d'un examen direct et d'une culture. Il convient par ailleurs de respecter un principe essentiel, c'est-à-dire la réalisation du prélèvement au niveau de la jonction entre la zone saine et la zone atteinte, car c'est à cet endroit que se situent les parties les plus actives du champignon. Un autre élément important, à ne pas sous-estimer, est la notion d'un traitement antifongique spécifique déjà institué. Toutes les lésions squameuses ou squamo-croûteuses des plis sont prélevées par grattage au niveau de la zone active. Si les lésions sont suintantes, elles sont prélevées par écouvillonnage [27].

1.4.2.2. Examen direct

L'examen direct est obligatoire et indispensable car permet de visualiser le champignon dans la lésion que la culture permettra de confirmer. Cet examen permet également d'évaluer l'abondance du champignon. Il permet de donner un premier résultat pour la mise en route d'un traitement [28].

Après dissociation des squames dans la potasse aqueuse à 30% entre lame et lamelle, l'examen direct permet de mettre en évidence, au sein de la préparation, des filaments plus ou moins réguliers et arthrospores pour les dermatophytes, ou des filaments de « type *Aspergillus* » (fihyalins cloisonnés, ramifiés, de diamètre constant) et des levures

accompagnées de filaments et/ou de pseudohyphes respectivement pour les moisissures et les levures.

Toutefois, un examen direct négatif n'exclut donc le diagnostic de l'intertrigo fongique [29].

1.4.2.3. Culture

C'est un complément indispensable à l'examen direct, elle permet de préciser le genre de champignon ainsi que l'espèce responsable après identification [29].

En raison de la présence fréquente de nombreuses bactéries et de champignons saprophytiques au niveau de la peau ou des plis, il est indispensable d'utiliser un milieu de culture sélectif ; les milieux Sabouraud-Chloramphénicol (SC) et Sabouraud-Chloramphénicol-Actidione (SCA) sont les milieux de référence utilisés.

Pour chaque prélèvement, les milieux SC et SCA sont ensemencés et placés à une température de 25°C pour au minimum quatre semaines d'incubation.

Les cultures doivent être examinées au minimum deux fois par semaine.



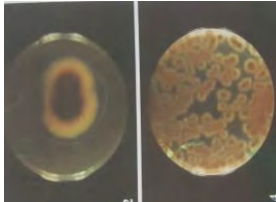
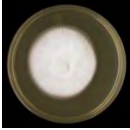
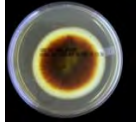

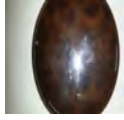
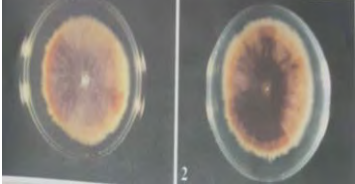
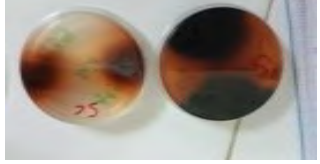
1.4.2.4. Identification morphologique

Classiquement, l'identification des champignons filamenteux est basée sur l'examen de leurs caractéristiques phénotypiques et métaboliques. Ces caractéristiques incluent notamment l'observation de leurs caractères macroscopiques et microscopiques. Si les examens macroscopique et microscopique des colonies ne permettent pas l'identification du champignon, les colonies peuvent être repiquées sur des milieux spéciaux qui favorisent la fructification du champignon ou l'émission d'une pigmentation spécifique.) [16, 29].

- **Caractères macroscopiques (Tableau 1)**

- Vitesse de croissance
- Aspect des colonies
- Couleur du revers de la colonie
- Existence de crêtes ou arborisations en profondeur de la gélose.

Tableau I : Caractères macroscopiques des cultures des principaux agents causaux d'intertrigo inter-orteil [16, 21].

Espèces	Délai culture	Surface	Revers
<i>Epidermophyton floccosum</i>	5 à 6 jours	Finement poudreuse, jaune-verdâtre Plissées verruqueuses en vieillissant 	Jaunâtre, chamois
<i>Trichophyton interdigitale</i>	5 à 10 jours	Poudreuse, duveteuse, blanc-crème en « jet de plâtre». Parfois apparition de quelques plis radiés en vieillissant 	Incolore ou jaune brun 
<i>Trichophyton rubrum</i>	10 à 14 jours	Duveteuse, blanc-crème ou violacée 	Incolore ou brun-rougeâtre 
<i>Fusarium solani</i>	3 – 5 jours	Duveteuse ou cotonneuse, blanche à crème 	Pâle, jaune orange ou marron 
<i>Fusarium oxysporum</i>	3 – 5 jours	Duveteuse à floconneuse, blanche au départ puis rosée à pourpre 	Foncée 

- **Caractères microscopiques:** examen des organes fongiques (**Tableau II**)

Leur présence, l'abondance et la forme des filaments mycéliens, arthrospores, microspores (microconidies), macrospores (macroconidies), formations ornementales (vrilles, organes pectinés, organes nodulaires, chandeliers faviques).

Tableau II : Caractéristiques microscopiques des organes fongiques [16, 21].

Espèces	Macroconidies	Microconidies	Ornementation
<i>Epidermophyton floccosum</i>	Nombreuses, lisses (parfois échinulées), en "régime de bananes"	Absentes	Absente Présence de chlamydospores
<i>Trichophyton interdigitale</i>	Assez rares, en massue, lisses, parois minces, en forme de cigare	Nombreuses, arrondies, disposées en buisson	Vrilles, filaments articulés à angle droit « croix de Lorraine »
<i>Trichophyton rubrum</i>	En général très rares, lisses allongées, parois minces	Inconstantes, piriformes, en aeladium	Organes triangulaires
<i>Fusarium solani</i>	En fuseaux asymétriques de 3 – 5 logettes	Oblongues, uni ou bicellulaires, disposées en « fausses têtes » sur de longues phialides	Chlamydospores isolées ou en courtes chaînettes, terminales ou intercalaires
<i>Fusarium oxysporum</i>	Discrètement incurvées, contenant 3 à 5 loges	Légèrement incurvées, en amas, disposées en « fausses têtes » à l'extrémité de courtes monophialides solitaires	Chlamydospores

Concernant les levures, l'algorithme d'identification est illustré ci-dessous (**Figure 10**). Pour *Candida* spp., l'étape initiale consiste à distinguer *C. albicans* des autres espèces dites « non-albicans » par test de blastèse et/ou test de chlamydosporulation sur milieu PCB ou RAT.

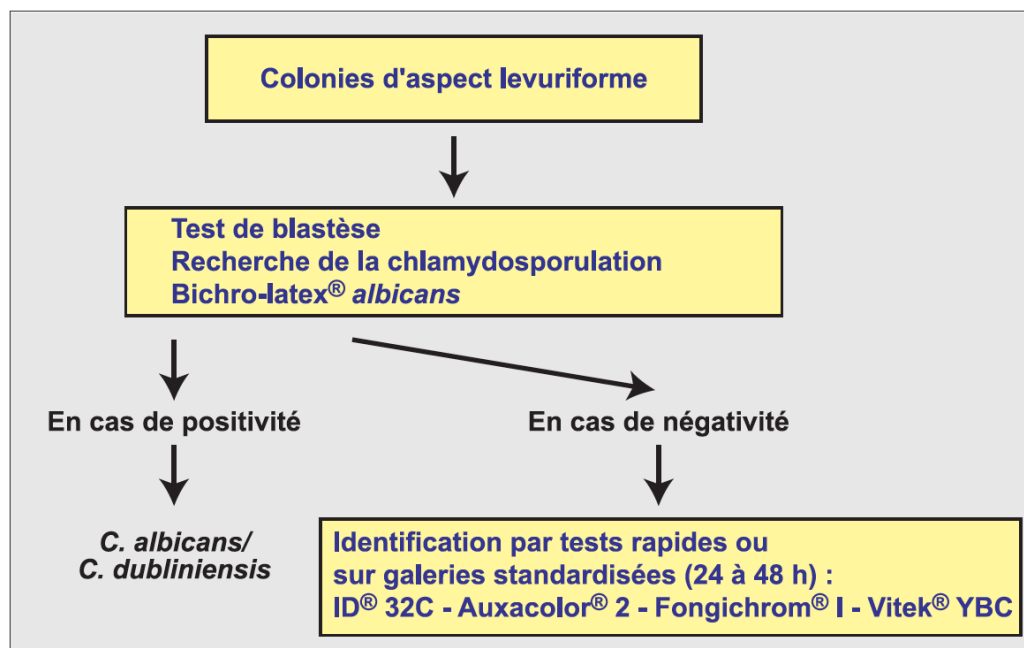


Figure 10 : Algorithme d'identification de *Candida* spp. [18].

Cependant, bien que cette recherche soit d'usage courant, l'identification sur la base des caractères phénotypiques et biochimiques, constitue plusieurs niveaux d'obstacles que le biologiste doit surmonter. En effet, l'étude morphologique nécessite une maturation suffisante pour que les thalles fongiques présentent un aspect typique et pour que les fructifications spécifiques apparaissent, ce qui peut parfois prendre jusqu'à plusieurs semaines pour certaines espèces. De plus, les variations morphologiques sont parfois très faibles et ne sont interprétables que par des mycologues expérimentés.

Pour pallier à ce problème, les colonies obtenues sont aujourd'hui soumises à une identification moléculaire.

1.4.2.5. Identification moléculaire

Au cours des dernières années et avec les avancées considérables effectuées en biologie moléculaire, l'extraction de l'ADN, son amplification par PCR (Polymerase Chain Reaction) et le séquençage de gènes d'intérêt sont devenue des méthodes de référence pour l'identification des champignons filamenteux [30].

A partir d'une culture *in vitro* la détermination de l'espèce fongique suit un algorithme comportant trois à cinq étapes.

L'identification se fait à partir de la taille ou de la séquence du fragment amplifié.

Les techniques de biologie moléculaire ont une grande sensibilité, et ont un grand intérêt quand la charge mycélienne intra-lésionnelle est faible pour être mises en évidence par les techniques de mycologie classiques.

Elles permettent d'obtenir une identification fiable et représentent la référence en matière d'identification sauf dans les cas où aucune ou trop peu de séquences de référence pour l'organisme à identifier sont disponibles. Cependant, ces techniques peuvent aussi s'avérer fastidieuses car elles requièrent une certaine expertise, expertise également nécessaire pour définir le choix des cibles à amplifier en fonction du genre fongique étudié. D'où l'apparition d'un champ d'innovation en pleine expansion ; la spectrophotométrie de masse « Matrix Assisted Laser Desorption Ionisation – Time Of Flight » (MALDI-TOF) pour une identification précise des espèces de champignons, y compris au sein des complexes d'espèces [31].

1.5. Traitement

1.5.1. Moyens thérapeutiques

1.5.1.1. Moyens non médicamenteux

Il comporte d'abord la suppression des facteurs favorisant ainsi que l'aération et le séchage soigneux des lésions cutanées, ces mesures feront donc partie intégrante du traitement.

Enfin, et pour éviter toute récurrence, les foyers primaires d'infection seront recherchés et traités et seront précisés dans la stratégie thérapeutique. Le curage des anneaux blanchâtres est souvent indiqué pour faciliter la diffusion des médicaments.

L'utilisation d'un antiseptique n'est pas obligatoire, mais celui-ci peut agir sur la présence d'agents infectieux (levures ou bactéries Gram positif) fréquemment associés à celle du dermatophyte, en particulier dans les plis. L'antiseptique prévient aussi la survenue de surinfection dans les atteintes prurigineuses [32].

1.5.1.2. Moyens médicamenteux

Le traitement des intertrigos interorteils est surtout topique lorsqu'il s'agit d'une atteinte isolée. En revanche, face à des lésions multiples ou associées à un parasitisme unguéal, un traitement oral peut s'avérer nécessaire.

Les antifongiques locaux restent le plus souvent recommandés, on constate souvent une amélioration rapide des lésions avec ces traitements locaux seuls (**Tableau III**) [33].

Tableau III : Présentation des médicaments utilisés dans le traitement de l'intertrigo inter-orteils fongique

	Famille/DCI	Spécialité	Présentation
Allylamines	Terbinafine	Lamisil®	Crème 1%
	Naftifine	Exodéril®	Crème 1%, solution
Imidazolés	Éconazole	Pevaryl®	Crème 1%, solution
	Miconazole	Daktarin®	Crème, Émulsion
	Oxiconazole	Fonx®	Solution, Spray
Dérivés de la pyridone	Ciclopiroxolamine	Mycoster®	Solution, crème, poudre

En cas de lésions multiples ou de résistance au traitement local un antifongique par voie orale peut être appliqué tel que la griséofulvine (Griséofulvine®) ou la terbinafine (Lamisil®) pendant 3 à 4 semaines.

1.5.2. Indications

1.5.2.1. Intertrigo à dermatophytes

Le traitement est effectué par l'application le plus souvent biquotidienne d'antifongiques, en crème, en lait, en spray, en poudre.

L'application locale d'un antifongique sur un intertrigo varie de 1 à 2 applications par jour pendant 1 à 4 semaines. Le choix de la forme galénique dépend de l'aspect suintant ou non de la lésion. Dans le cas des formes macérées, les poudres seront conseillées, en revanche dans le cas des formes non macérées, une crème pourra être appliquée [33].

1.5.2.2. Intertrigo à *Candida*

Il est à base antifongiques locaux, en crème, en lait, en spray, en poudre, appliqués deux fois par jour :

- Imidazolés : Éconazole (Pevaryl®), Miconazole (Daktarin®), Oxiconazole (Fonx®)
- Allylamines : terbinafine (Lamisil®)
- Dérivés de la pyridine : Ciclopiroxolamine (Mycoster®).

Le traitement par voie générale peut être proposé pendant 15 jours en cas de récurrence, de foyer digestif associé (Nystatine, Mycostatine®) ou en présence de lésions très sévères (Fluconazole, Triflucan®).

1.5.2.3. Intertrigo à moisissures

Il est très difficile de traiter un intertrigo à *Fusarium* spp car ces derniers répondent souvent mal ou pas du tout aux antimycotiques topiques et systémiques [23, 26].

Néanmoins des cas des cas d'efficacité du traitement sont rapportés avec les protocoles suivants :

- **Terbinafine** : 250 mg / jour par voie orale pendant 3 mois, à Dakar [19] et en Italie [34].
- **Itraconazole** : 200 mg / jour pendant 2 mois [34].
- **Clotrimazole 1%** : 2 fois / jour pendant 20 jours [35].

2. GENERALITES SUR LA SPECTROMETRIE DE MASSE MATRIX ASSISTED LASER DESORPTION IONISATION – TIME OF FLIGHT (MALDI-TOF MS)

Récemment, une nouvelle méthode d'analyse phénotypique a émergé comme outil d'identification des champignons en routine. Cette technique qui repose sur la spectrométrie de masse assistée par une matrice pour la désorption/ionisation (MALDI-TOF MS), permet d'obtenir sous forme de spectre le profil protéique des champignons. Le champignon est identifié en comparant son spectre avec ceux d'une librairie de spectres de référence. Cette méthode permet de discriminer des champignons au niveau de l'espèce, en donnant des résultats comparables à ceux obtenus par les méthodes d'identification moléculaire [36].

2.1. Principe

La spectrométrie de masse MALDI-TOF est une technique d'analyse permettant de détecter et d'identifier des molécules par mesure de leur « temps de vol » (proportionnel à leur masse et à leur charge).

Son principe réside dans la séparation en phase gazeuse de molécules en fonction de leur rapport masse/charge (m/z) [37].

L'échantillon est mélangé à la matrice et placé sur une lame. Le dépôt (ou spot) formé est appelé cible. Une source laser est dirigée sur la cible afin d'ioniser les molécules de l'échantillon. Les ions sont ensuite détectés en mesurant le temps que mettent les différentes particules à atteindre le détecteur. La vitesse de chaque particule dépend du rapport masse/charge. Les molécules plus grandes mettront plus de temps à atteindre le détecteur, tandis que les molécules plus petites arriveront plus vite. Une fois l'ion arrivé au détecteur, le signal est amplifié et envoyé à un ordinateur qui traite les données et donne les résultats sous forme de spectre [38].

2.2. La matrice

La matrice est constituée de molécules cristallisées dont les plus utilisées sont l'acide 2,5 dihydroxybenzoïque (DHB), l'acide sinapinique et l'acide α -cyano-4-hydroxycinnamique (CHCA). Ces molécules sont ajoutées à un solvant (acétonitrile, éthanol ou acide trifluoroacétique). Le DHB convient pour l'analyse des échantillons organiques hydrophobes ou des polymères aromatiques, tandis que l'acide sinapinique et l'acide α -cyano-4-hydroxycinnamique sont destinés pour l'analyse des protéines.

Un solvant composé d'eau et d'acétonitrile est ajouté à la matrice afin de permettre aux substances de l'échantillon de se dissoudre dans le mélange: les substances hydrophobes de l'échantillon auront une affinité pour l'acétonitrile et les substances hydrophiles auront une affinité pour l'eau.

Après avoir mélangé la matrice à l'échantillon, le spot est séché à l'air. Le solvant va ainsi s'évaporer et il ne restera plus que la matrice cristallisée et l'analyte à l'intérieur [38].

Les composants de la matrice doivent avoir plusieurs caractéristiques:

- ils doivent pouvoir se mélanger avec les solvants organiques et l'eau;
- ils doivent être assez grands afin de ne pas s'évaporer lors de la préparation de l'échantillon ou lorsque celui-ci est introduit dans le spectromètre;
- ils doivent être assez petits afin d'avoir une bonne volatilité et se vaporiser sous l'action du rayon laser;
- ils doivent être acides afin de transmettre des protons à l'analyte et ainsi l'ioniser;
- ils doivent pouvoir absorber fortement et rapidement les rayons ultra-violets du laser.

2.3. Appareillage

L'appareillage est constitué schématiquement de 4 parties (**Figure 11**) [37] :

Une chambre d'ionisation associée à une source de type laser à azote, permettant de générer des ions en phase gazeuse.

Un analyseur de type « TOF » (time of flight) constitué d'un tube libre de tout champ magnétique, permettant la séparation des ions après une phase d'accélération.

Un détecteur de particules permettant la réception et la transformation du courant ionique en un courant électrique, puis sa représentation sous forme d'un spectre de masse.

Une **unité informatique** comportant les logiciels d'acquisition, de traitement et de comparaison des spectres obtenus à sa base de données.

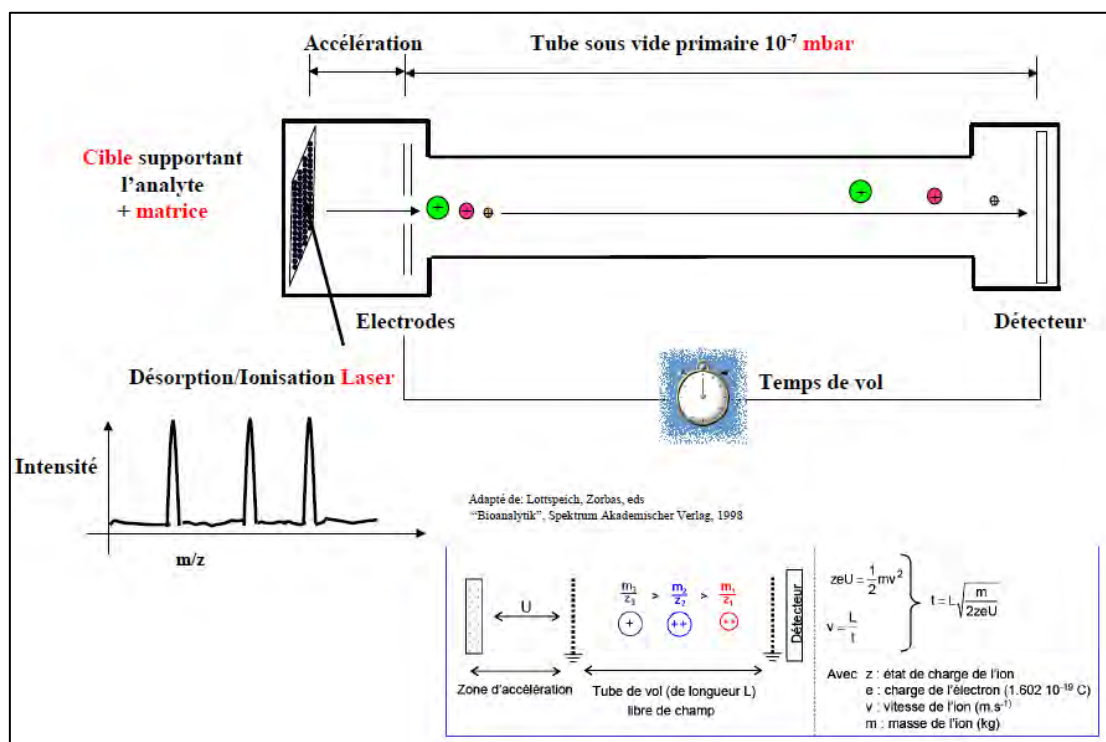


Figure 11 : Schématisation du principe du MALDI-TOF (Type BRUCKER) [37].

2.4. Processus analytique

Le processus peut se résumer en 3 étapes [37].

- **L'ionisation.** - Le frottis co-cristallisé avec la matrice permet la diffusion homogène du rayonnement de la source d'ionisation.

Les molécules de matrice absorbent l'énergie transmise par le laser sous forme de photons UV, s'excitent et s'ionisent.

- **La séparation des ions.** - L'énergie absorbée par la matrice provoque sa dissociation et sa désorption.

Les molécules de matrice ionisées transfèrent leur charge à l'échantillon.

L'expansion de la matrice entraîne l'échantillon au sein de la phase gazeuse dense où il finira de s'ioniser.

Les composés ionisés issus des protéines fongiques vont être accélérés par un champ électrique dans une colonne, avant de pénétrer dans un tube de vol, libre de tout champ permettant de séparer les molécules selon leur rapport m/z .

- **La détection.** - Celle-ci est réalisée grâce à un multiplicateur d'électrons. Le signal est amplifié par la formation d'électrons secondaires à l'aide de tubes en verre dopés au plomb (dynode).

Lorsqu'un composé ionisé entre dans un canal et percute sa paroi, il provoque l'émission de plusieurs électrons qui sont accélérés par la tension de polarisation. Les électrons émis vont à leur tour frapper la paroi et provoquer l'émission d'autres électrons.

Ainsi, plus la quantité d'ions de rapport m/z est importante, plus le nombre d'électrons secondaires est important et plus l'intensité du pic de même rapport m/z est importante.

Les pics enregistrés sont représentés sous la forme d'un spectre, spécifique d'espèce.

Ce spectre de masse peut alors être comparé aux milliers de spectres de référence contenus dans la base de données de l'appareil.



DEUXIEME PARTIE : TRAVAIL PERSONNEL

1. CADRE D'ETUDE

Notre étude a été réalisée au niveau des trois services.

Le service de médecine des gens de mer de Dakar.

- Où a été effectué le recrutement des patients et le prélèvement des échantillons. Ce service a pour mission entre autres de :
- les visites médicales d'aptitude des marins, préalablement à l'entrée dans la profession ou en cours de carrière ;
- le contrôle de la santé, de l'hygiène, de l'habitabilité et des conditions de travail dans le cadre des inspections sanitaires des navires conformément aux dispositions de la loi portant Code de la Marine marchande ;
- la réalisation d'études épidémiologiques sur la santé des gens de mer.

Le laboratoire de Parasitologie et Mycologie (LPM) du CHU Aristide Le Dantec.

- C'est dans ce laboratoire que l'analyse mycologique comprenant l'examen direct et la culture a été réalisée.

L'Institut Hospitalo-Universitaire (IHU) Méditerranée Infection de France.

- L'identification des souches isolées au LPM a été réalisée à l'IHU de Marseille par analyse de leurs spectres protéiques grâce à la spectrométrie MALDI-TOF.

2. TYPE ET PERIODE D'ETUDE

Nous avons réalisé une étude transversale s'étendant sur une période de 4 mois de Mai à Aout 2017.

3. POPULATION D'ETUDE

Notre population d'étude a été constituée par les gens de mer venus en consultation au centre médicale de la marine nationale durant cette période et ayant remplis les critères qui suivent.

3.1. Critères d'inclusion

- Les gens de mers présentant cliniquement un intertrigo dans les espaces interdigito-plantaires ;
- Ayant exprimé leur consentement éclairé à participer à l'étude.

3.2. Critères de non inclusion

- Absence de consentement.

4. MATERIEL ET METHODES

4.1. Matériel

Le matériel utilisé durant ce travail a été constitué de matériel de prélèvement et de transport des échantillons, du matériel utilisé pour l'isolement, l'identification et la conservation des souches destinées à une identification par MALDI-TOF.

4.1.1. Matériel de prélèvement et d'acheminement

Il comprend entre autres :

- Registres de paillasse, stylos et marqueurs;
- Lames porte-objets et lamelles couvre-objets;
- Boîtes de Pétri 55mm en plastique, stériles;
- Lame de Bistouri, écouvillons, scotch, ciseaux;
- Alcool 70°, coton hydrophile ;

4.1.2. Matériels d'isolement d'identification et de conservation

- Bec Bunsen, briquet, anse de platine;
- Microscope optique binoculaire couplé à un appareil photo;
- Pipettes de transfert stériles, pipette Pasteur et micropipette;
- Milieux de Sabouraud-chloramphénicol avec et sans cycloheximide (Actidione®);
- Étuves pour incubation réglées à +25 °C et +37 °C;
- Gélose Sabouraud-chloramphénicol-gentamycine
- Colorants (Bleu de Lactophénol, encre de Chine);
- Manuels d'identification (cahier de formation Bioforma n°44);
- Bouillon cœur-cerveille (BCC) additionné de glycérol à 15%;
- Réfrigérateur (+8 °C);
- Congélateur (-20 °C).

4.1.3. Matériels pour MALDI-TOF

- Tubes Eppendorf de 1,5 ml;
- Centrifugeuse pour tube Eppendorf;
- Pipettes calibrés 1 µl, 10 µl, 200 µl et 1000 µl;
- Portoir pour tube Eppendorf;
- Solution d'acide formique 70%;
- Solution d'acétonitrile 100%;
- Solution de matrice (acide α -cyano-4-hydroxycinnamique);
- Acide trifluoroacétique (TFA);
- Bain sonore (Branson®);
- Poste de Sécurité Microbiologique (PSM) de classe II pour levures et PSM I pour les produits chimiques;
- Spectromètre de type MALDI-TOF avec le système Microflex LT (Bruker Daltonics)

GmbH, Bremen, Germany).

4.2. Méthodes d'étude

4.2.1. Interrogatoire

Aux patient inclus dans l'étude, un questionnaire a été donné pour recueillir les informations socio-épidémiologiques (âge, sexe, niveau d'étude, durée d'exercice de la profession) et médicales (espace interdigital atteint, durée de la maladie).

4.2.2. Prélèvement

Les échantillons ont été collectés après nettoyage de la zone avec un tampon alcoolisé, par grattage des squames en périphérie de la fissure interdigitale à l'aide d'une lame de Bistouri stérile, et recueillis dans une boîte de pétri propre.

Des lésions associées ont été recherchées au niveau du pied (Onyxis, kératodermie plantaire, ...)

Les échantillons étaient pour la suite acheminés au laboratoire de Parasitologie-Mycologie du CHU Aristide Le Dantec pour examen direct et culture.

4.2.3. Examen direct et culture

Un examen au microscope optique a été effectué pour chaque prélèvement après action ramollissante et éclaircissante de la potasse à 20%. L'observation microscopique effectuée à l'objectif 10 puis 40 a permis de mettre en évidence des filaments mycéliens et/ou des spores et des levures bourgeonnantes associées ou non à des filaments ou pseudo-filaments.

La mise en culture était réalisée par ensemencement en points sur milieux Sabouraud – chloramphénicol et Sabouraud– chloramphénicol – Actidione.

Les cultures étaient incubées entre 22 et 27°C et examinées tous les 48 heures pendant quatre semaines.

4.2.4. Identification mycologique et interprétation

L'identification mycologique des colonies de champignons filamenteux était réalisée à l'aide de leurs caractères macroscopiques et microscopiques ; pour les colonies levuriformes, le test de Blastèse (ou test de filamentation) et le test à l'uréase ont été réalisés.

Les cultures sans colonies étaient déclarées négatives au bout de quatre semaines. Les échantillons avec un examen direct et / ou culture positifs étaient considérés positifs (à l'exception des échantillons ayant donné des levures à l'examen direct et un résultat négatif à la culture). Les moisissures et levures autres que *Candida albicans* isolées étaient incriminées si et seulement si l'examen direct de l'échantillon avait révélé la présence d'éléments fongiques et avec une répétition de la culture donnant la même espèce [39].

Les champignons filamenteux isolés et identifiés ont été maintenus par subcultures sur SC à température de 8 °C. Les levures étaient conservées dans un bouillon coeur-cerveille (BCC) additionné de cryoconservateur (glycérol) à 15% dans des tubes Nunc®. Les tubes ont été ensuite congelés à -20 °C jusqu'à utilisation.

4.2.5. Identification par le MALDI-TOF MS

Des cultures jeunes de champignons filamenteux étaient obtenues après repiquage des cultures conservées sur géloses de Sabouraud additionnée de chloramphénicol et de gentamycine. Ces milieux ont été ensuite entourés de film de paraffine pour éviter leur contamination mais également pour éviter la génération de spores dans l'étuve d'incubation qui a été réglée à une température de 25 °C. Les colonies fraîches de levures ont été obtenues après décongélation du bouillon coeur-cerveille additionné de glycérol puis repiquage en stries sur milieu de Sabouraud additionnée de chloramphénicol et de gentamycine d'une goutte de cette suspension. Ces milieux ont été ensuite incubés dans une étuve à 30 °C.

Les colonies isolées étaient traitées comme décrit précédemment [40] selon les instructions du fabricant. Les protéines fongiques étaient brièvement extraites en utilisant un mélange de 900 µl d'alcool éthylique anhydre (Carlo Ebra, SDS, Val de Reuil, France) et 300 µl d'eau stérile (Water HPLC, Prolabo, BDH, Fontenay-sous-Bois, France) dans un microtube. La seconde étape, faite sous une hotte chimique, consistait à une remise en suspension d'un volume du culot de centrifugation dans un volume d'acide formique (Sigma-Aldrich, Lyon, France) et d'acétonitrile (Prolabo BDH). Après une dernière centrifugation, le surnageant contenant les protéines fongiques était finalement déposé sur la plaque (1 µL : 4 spots par échantillon) et recouvert par 1 µL de matrice d'acide α -cyano-4-hydroxycinnamique (Sigma-Aldrich, Lyon, France). L'analyse par MALDI-TOF MS était conduite en utilisant le système MICROFLEX LT® (Bruker Daltonics GmbH, Bremen, Germany). Le logiciel Biotyper compare le spectre obtenu avec les spectres de référence de la base de données.

Pour la validation des spectres d'identification, deux bases de données ont servi de référence : la base commerciale Bruker comprenant 4111 spectres et une base de données maison avec 5945 spectres. Les valeurs de notation n'étaient pas strictement utilisées comme critères d'interprétation de la fiabilité de l'identification, mais indiquaient que selon le fabricant, les scores <1,70 indiquent une identification non fiable, tandis que les scores de 1,70-1,99 et $\geq 2,0$ indiquent une identification acceptable du genre et de l'espèce, respectivement.

4.2.6. Analyse des données

L'ensemble des données ont été recueillies sur un registre, enregistré dans le logiciel Microsoft® Office Excel 2016 puis transférées dans le logiciel Epi info 7® (Centers for Disease Control and Prévention, Atlanta, GA, États Unis) pour les analyses statistiques. Le test du Chi-2 ou le test de Fisher exact avec le calcul de la valeur de probabilité (p) a été utilisé pour comparer les différences statistiques. Ces dernières ont été considérées comme significatives lorsque p était $<0,05$. La présentation des résultats sous forme de tableaux et figures nous a été facilitée par le logiciel Microsoft® office Excel 2016.

5. RESULTATS

5.1. Caractéristiques de la population d'étude

Un total de 169 hommes présentant cliniquement un IIO était inclus dans notre étude. Parmi eux la tranche d'âge 36 – 50 ans était la plus représentée avec 51,5% (87/169) (**Figure 12**).

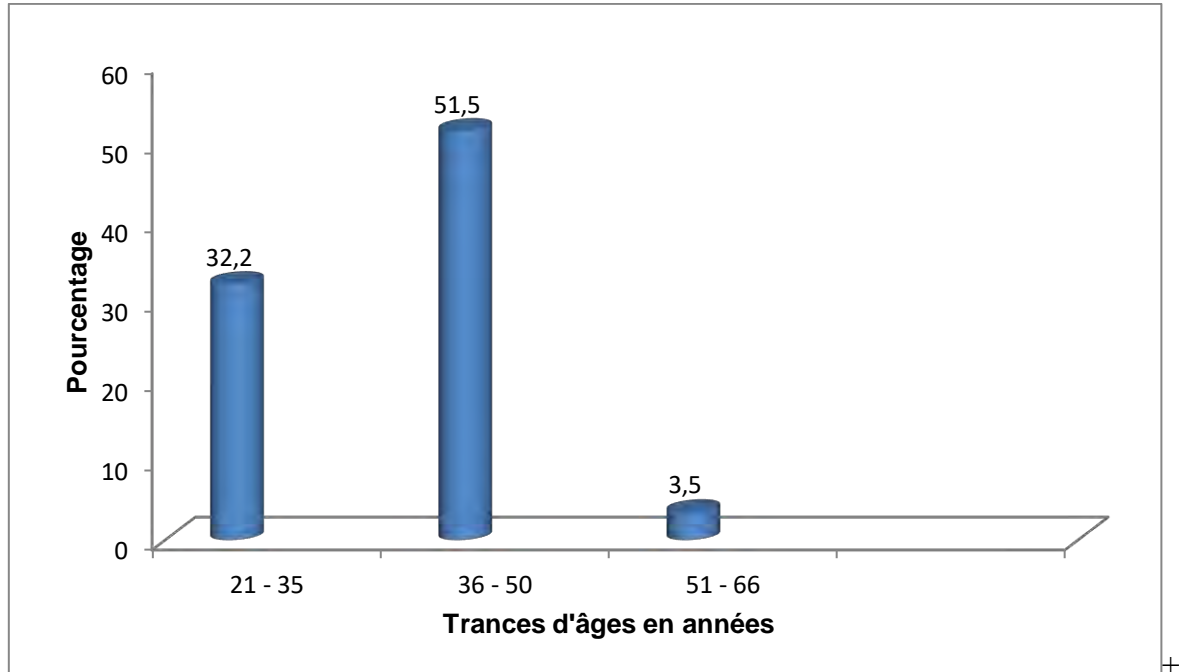


Figure 12 : Distribution de la population en fonction de l'âge

L'intertrigo était majoritairement localisé au quatrième espace interdigito-plantaire à 62% (105/169), suivi des troisième, deuxième et premier espaces avec respectivement pour 1,2% (2/169), 0,6% (1/169) et 1,2% (2/169). Des localisations multiples étaient également observées : au deuxième et troisième espace pour 1,8% (3/169) patients ($p = 0,75$), au troisième et quatrième espace pour 27,81% (47/169) et à la fois au deuxième, troisième et quatrième espace pour 5,3% (9/169) (**Figure 13**).

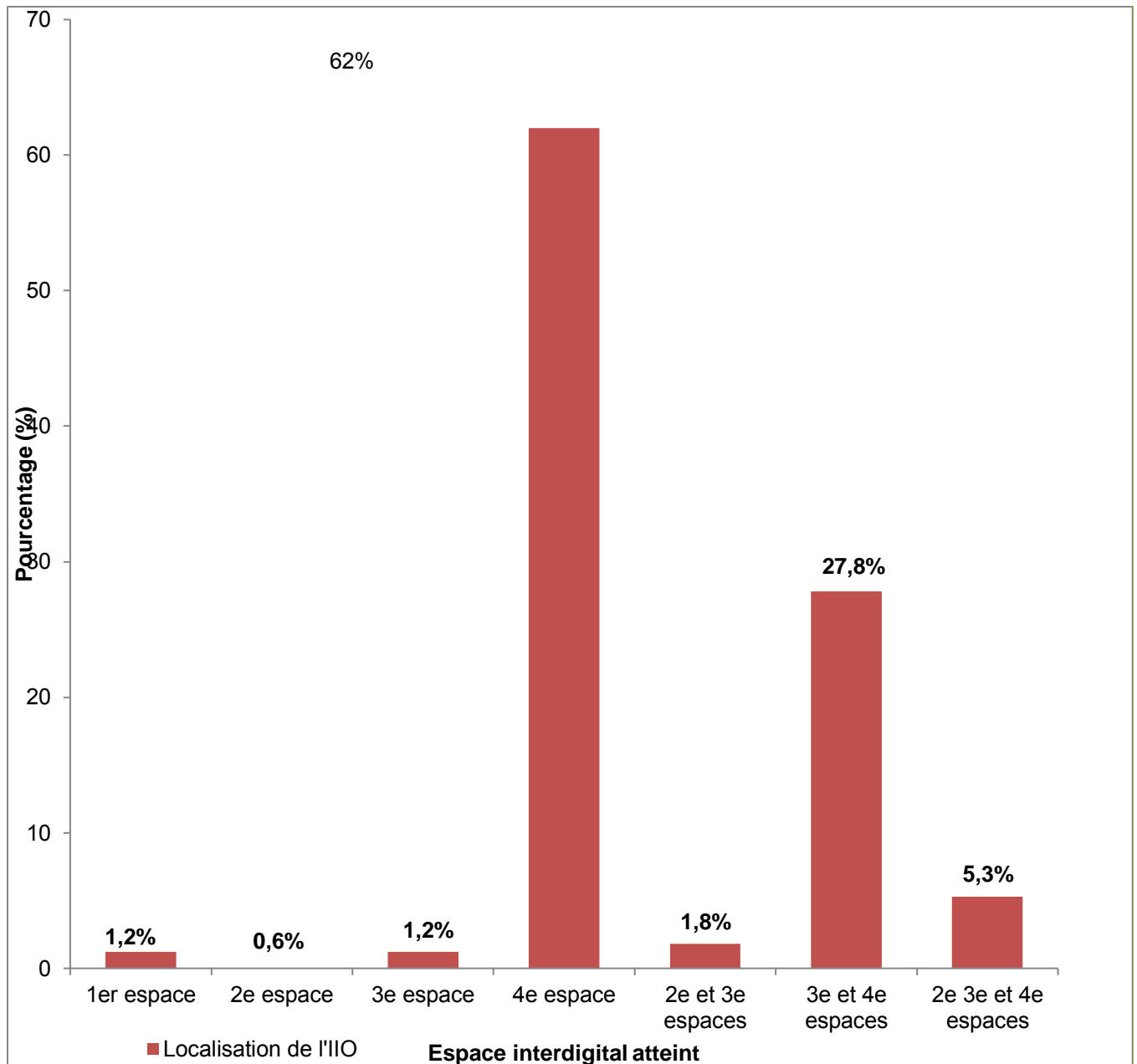


Figure 13 : Répartition de l'intertrigo inter-orteil selon l'espace interdigital atteint chez les gens de mer à Dakar.

5.2. Incidence de l'intertrigo inter-orteil fongique et sa répartition en fonction du profil spécifique des gens de mer

Sur la base de l'analyse mycologique, le diagnostic d'IIO fongique était confirmé pour 51 patients, ce qui correspond à une incidence de 30,2% (51/169).

L'IIO fongique était retrouvé comme seule mycose du pied chez 62% (105/169) des patients, il était associé à d'autres mycoses comme l'onychomycose chez 33,8% (57/169) ou la

kératodermie plantaire (HK) chez 1,2% (2/169) et avec l'onychomycose et l'HKP à la fois chez 3% (5/169) (**Figure 14**).

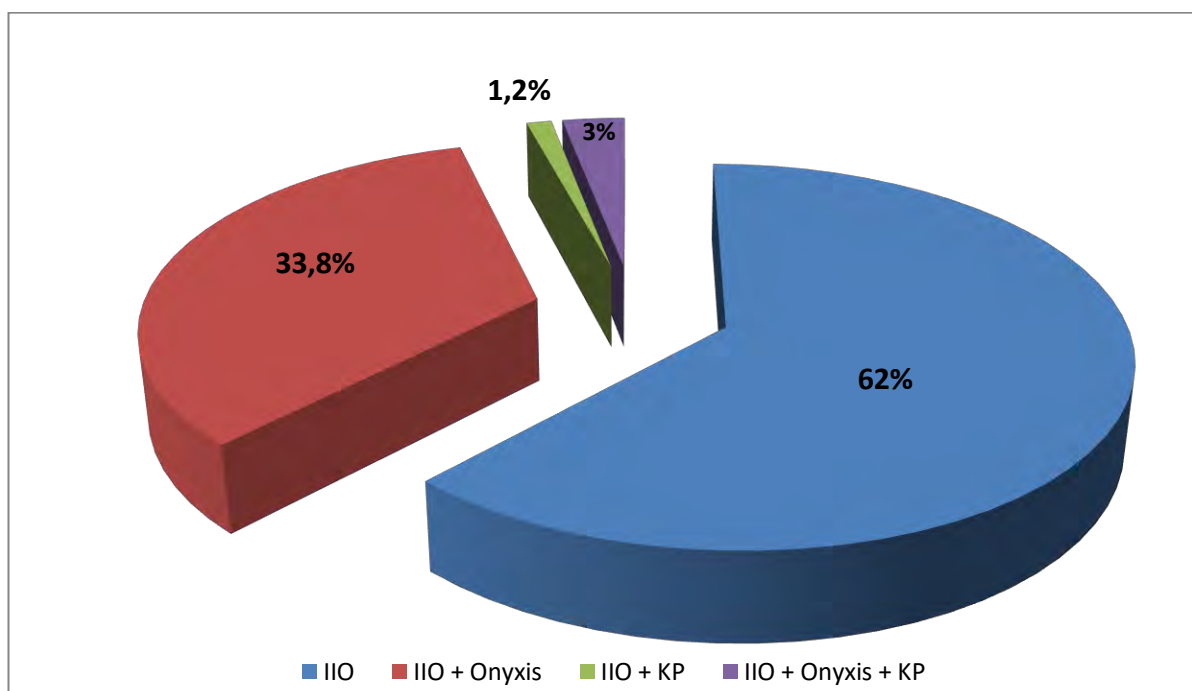


Figure 14 : Fréquence de l'intertrigo inter-orteil fongique et son association avec d'autres mycoses du pied chez les gens de mer à Dakar.

Les patients avec un IIO fongique confirmé étaient âgés entre 28 et 66 ans avec une moyenne d'âge de 43,1 ans. Parmi eux, ceux appartenant à la tranche d'âge 36 – 50 ans étaient prédominants avec 52,9% ($p = 0,599$). Ceux ayant atteint un niveau supérieur d'étude étaient moins représentés, avec 2% seulement ($p = 0,638$). Pour 52,1% des patients, la durée de la mycose était supérieure à 10 ans ($p = 0,197$) (**Tableau IV**).

Tableau IV : Distribution des cas d'intertrigo inter-orteil en fonction de l'âge, du niveau d'éducation et de la durée de la mycose.

Variables	Cas examinés n (%)	Cas confirmés n (%)	p-value
Tranche d'âge (ans)			
21 - 35	51 (32,2)	13 (25,5)	0.599
36 - 50	87 (51,5)	27 (52,9)	
51 - 66	31 (18,3)	11 (21,6)	
Niveau d'étude			
Illettrés	74 (43,8)	18 (35,3)	0.638
Primaire	48 (28,4)	15 (29,4)	
Collège	44 (26)	17 (33,3)	
Supérieur	3 (1,8)	1 (2)	
Durée de la mycose (ans)			
< 1	10 (5,9)	3 (5,9)	0.197
1 – 10	71 (42)	14 (27,5)	
> 10	88 (52,1)	33 (64,7)	

L'examen microscopique direct des squames était positif dans 34,3% des cas (58/169), montrant des filaments septés avec 29 échantillons, des levures bourgeonnantes avec 23 échantillons et des levures associées à des filaments avec 5 échantillons. Un seul échantillon avait montré la présence de pseudofilaments.

Parmi les échantillons positifs à la microscopie directe, 58,6% (34/58) ont donné une culture positive. Sur les 23 échantillons ayant montré des levures à l'examen direct, 13 étaient négatifs à la culture.

Après culture, une croissance fongique était retrouvée dans 23,7% (40/169) seulement. Toutefois, 6 échantillons négatifs à la microscopie directe ont abouti à une culture positive à *Candida albicans* (n = 4), *T. rubrum* (n = 1) et *T. interdigitale* (n = 1) (**Tableau V**).

Tableau V : Résultats comparés de l'examen microscopique direct et de la culture.

	Culture		
	Positive	Negative	Total
Examen direct			
Positif	34 (20,1 %)	24 (14,2 %)	58 (34,3 %)
Négatif	6 (3,6 %)	105 (62,1 %)	111 (65,7 %)
Total	40 (23,7 %)	126 (6,3 %)	169 (100 %)

5.3 Distribution des espèces fongiques impliquées

5.2.1. Espèces isolées sur la base de l'analyse mycologique classique

La culture a abouti à l'isolement de 43 souches de champignons, ce qui correspondait à un indice fongique corrigé de 25,4%. Trois (3) cas d'infections concomitantes étaient enregistrés. A la suite de l'identification morphologique des espèces, *T. interdigitale* était retrouvé dans sept cas (16%), *T. rubrum* dans deux cas (4,7%) et *Epidermophyton floccosum* dans deux cas (4,7%) également. A côté des dermatophytes, les levures retrouvées ont été à *Candida albicans* dans 11 cas (25,6%) et à *Candida spp.*, dans neuf cas (2%). Comme moisissure, *Fusarium solani* était retrouvé dans six cas (14%), *Fusarium lichenicola* dans quatre cas (9,3%) et *Fusarium oxysporum* dans deux cas (4,7%) (**Figure 15**).

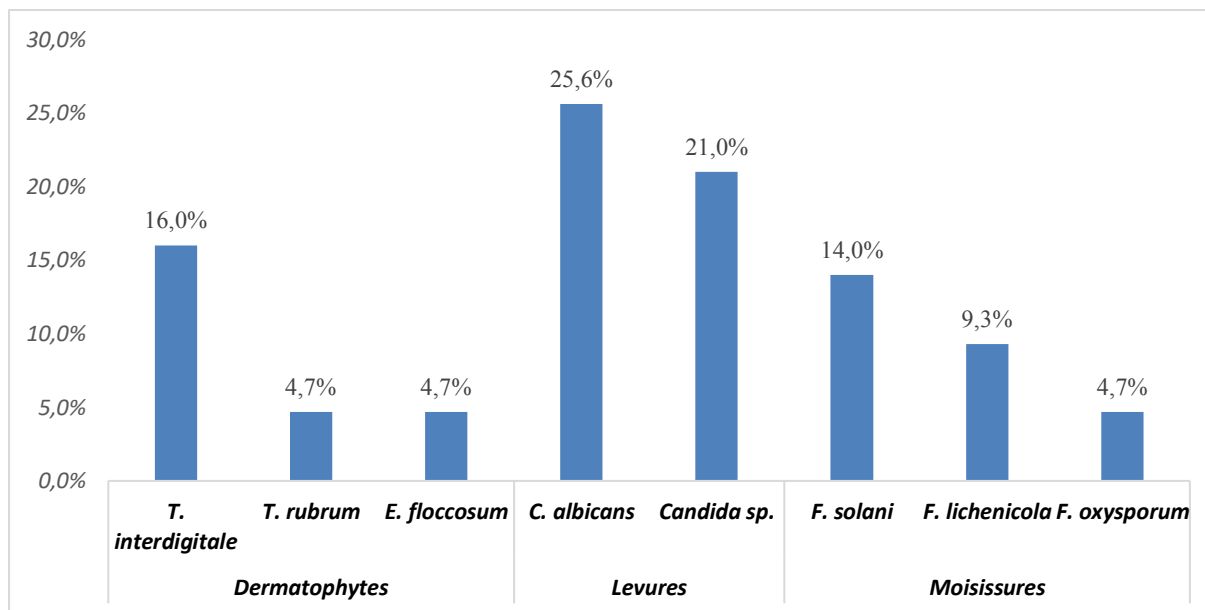


Figure 15 : Distribution des espèces impliquées dans l'intertrigo inter-orteils chez les gens de mer (n = 43) sur la base de l'identification morphologique.

5.2.2. Espèces isolées sur la base de l'identification au MALDI-TOF

L'analyse par MALDI – TOF MS a réussi à identifier 72,1% (31/43) des souches jusqu'au niveau de l'espèce ; pour le reste l'analyse s'était arrêté au niveau du genre, et ces souches appartiennent toutes au genre *Fusarium*. Les 31 souches correctement identifiées par MALDI – TOF MS ont été réparties comme suit : 20 (46,5%) levures du genre *Candida* et 11 (25,6%) dermatophytes (**Tableau VI**).

Tableau VI : Distribution des espèces fongiques isolées des intertrigos inter-orteils chez les gens de mer à Dakar sur la base de l'identification au MALDI-TOF MS.

Groupes fongiques	Espèces	n (%)
Dermatophytes (n = 11)	<i>Trichophyton interdigitale</i>	6 (14)
	<i>Trichophyton rubrum</i>	3* (7)
	<i>Epidermophyton floccosum</i>	2 (4.7)
Levures (n = 20)	<i>Candida albicans</i>	13 (30)
	<i>Candida kefyr</i>	1 (2)
	<i>Candida lusitaniae</i>	1 (2)
	<i>Candida parapsilosis</i>	1 (2)
	<i>Candida tropicalis</i>	2 (4.7)
	<i>Pichia caribbica</i> (<i>C. fermentati</i>)	2 (4.7)
Moisissures (n = 12)	<i>Fusarium solani</i>	2 (4.7)
	<i>Fusarium sp.</i> **	10* (23,3)
Total		43 (100)

**T. rubrum* et *Fusarium sp.*, étaient isolés en même temps.

** Ces souches étaient identifiées jusqu'au niveau du genre seulement.

6. DISCUSSION

Généralement d'étiologie dermatophytique, l'IIO peut également être dû à d'autres infections comme les candidoses, l'érythrasma ou des infections bactériennes [41]. Dans le monde entier, les agents responsables d'IIO sont majoritairement des dermatophytes, particulièrement *T. rubrum* [1] et moins fréquemment des levures du genre *Candida* (candidose).

Les dernières données du laboratoire de Parasitologie-Mycologie du CHU Aristide Le Dantec à Dakar ont révélé une incidence de 65,38% entre 2011 et 2015. Les agents responsables identifiés étaient des levures (55%), des dermatophytes (15%) et des moisissures (30%) [4]. D'autre part, lors d'une étude réalisée chez les gens de mer souffrant de pityriasis versicolor, plusieurs d'entre eux se plaignaient d'IIO [40]. Ainsi, l'objectif de notre étude était d'étudier l'épidémiologie de l'IIO chez les gens de mer de Dakar, un groupe très exposé à la macération prolongée de la peau.

Nos résultats montrent une incidence de 30,2% de l'IIO chez les gens de mer. Cette incidence est faible comparée à celle précédemment trouvée chez les patients reçus au laboratoire de Parasitologie-Mycologie du CHU Aristide Le Dantec, qui était de 65,38%, d'autant plus que les gens de mer sont considérés comme un groupe à risque pour cette infection. Cependant, cette faible incidence pourrait être liée à la proportion significative des infections bactériennes observées 17,2% (donnée non exploitée). En effet, de nombreux agents infectieux comme les bactéries ainsi que certains types de désordres muco-cutanés peuvent entraîner des formes cliniques similaires dans les plis interdigito-plantaires et peuvent ainsi mimer une inflammation au niveau de la lésion [11]. Tous ces facteurs, entre autres, peuvent être retrouvés chez les gens de mer [9].

Cette incidence est encore plus faible, comparée à celle trouvée chez les élèves gendarmes en Abidjan (Côte d'Ivoire) qui était de 78,5%.

Par ailleurs, notre incidence est similaire aux résultats d'Ingordo *et al.*, qui a travaillé avec des cadets militaires marins en Italie avec 23,8% (30/126) [42]. Une faible incidence de l'IIO avec 18,8% était également enregistrée chez les cadets militaires marins en Thaïlande [43]. Selon les auteurs de cette dernière étude, cette faible incidence pourrait être attribuée aux limites de l'analyse mycologique classique car la sensibilité de l'examen direct à la potasse est de 73,3%, tandis que la spécificité de la culture mycologique serait de 77,7%.

En analysant les autres caractéristiques épidémiologiques des gens de mer souffrant d'IIO, comme l'âge, le niveau d'étude ou l'association de l'IIO à d'autres mycoses du pied, nous n'avons pas observé de différences significatives comparée aux dernières données du

laboratoire de Parasitologie-Mycologie du CHU Aristide Le Dantec sur l'IIO [4], ou concernant les gens de mer souffrant de mycoses superficielles [40].

Nos résultats ont montré que dans 35% des cas l'IIO était associé à une onychomycose tandis que les résultats d'Ongsri *et al.*, [43] ont noté un seul cas d'IIO associé à l'onychomycose impliquant une moisissure du genre *Neoscytalidium*. Pareillement, 6 (12%) de nos cas de cette association impliquaient des moisissures du genre *Fusarium*. L'association entre IIO et l'onychomycose est relativement fréquente, la proximité anatomique des zones atteintes pouvant être à l'origine. Diongue *et al.*, ont rapporté un cas d'IIO à *Fusarium lichenicola* avec un début d'onychomycose [44]. Néanmoins, le même nombre de cas impliquant des espèces de *Candida* était également retrouvé.

La distribution des agents étiologiques a révélé une prédominance de *Candida spp.*, (46,5%) avec particulièrement *C. albicans* qui a représenté 65% parmi ce genre, suivi du genre *Fusarium* avec 27,9% puis des dermatophytes avec 25,6%.

Contrairement à nos résultats, identifiant *Candida*, dermatophytes et levures comme agents responsables, une étude récemment publiée par des auteurs ivoiriens a seulement identifié des levures du genre *Candida* et des dermatophytes comme microorganismes responsables d'IIO chez les patients reçus au service de Dermatologie de Youpogon. Malheureusement ces données étant collectées en 2012 ne peuvent pas refléter la réalité actuelle en observant l'épidémiologie de l'IIO fongique [17].

Autant, il était facile de conclure à un IIO à *C. albicans* du fait que cette espèce est exceptionnellement retrouvée sur une peau saine, autant il sera difficile pour les autres espèces de *Candida* isolées dans notre étude. En effet, certaines de ces espèces comme *C. parapsilosis* et *C. tropicalis* peuvent être saprophytes de la peau. Cependant, cette interprétation délicate était bien anticipée dans cette présente étude comme mentionné dans les critères de définition de cas dans la partie méthodologie. Ces critères étaient bien détaillés dans une revue intitulée « Interprétation des résultats de culture mycologique » par Borman et Johnson [39].

Par ailleurs, l'étude mentionnée plus haut chez les cadets thaïlandais [43] a également identifié *Candida*, les dermatophytes et les moisissures comme agents étiologiques. Cependant, les moisissures identifiées dans notre présente étude appartenaient exclusivement au genre *Fusarium* alors que celles du genre *Neoscytalidium spp.* étaient impliquées dans cette dite étude. De plus, Ongsri *et al.*, ont enregistré 80,6% de dermatophytes, ce qui est bien supérieur à nos 25,6%. Cette discordance pourrait être liée à des différences spécifiques entre les populations étudiées. En effet, les cadets de la marine thaïlandaise sont tous des militaires qui

vivaient dans une école militaire ; ils se sont donc entraînés ensemble et ont partagé des bains et des piscines communes et ont porté des chaussures militaires occlusives pendant de longues heures, conditions considérées comme facteurs de risque de survenue d'infections à dermatophytes [43]. Par contre, les gens de mer qui constituaient notre population d'étude étaient composés de marins et d'autres groupes professionnels [40].

Parmi les espèces de dermatophytes isolées dans notre étude, toutes anthropophiles, *T. interdigitale* (14%) était prédominant, suivi de *T. rubrum* (7%) et *E. floccosum* (4,7%). Ces résultats sont en phase avec ceux d'Ongsri *et al.*, [43].

La prédominance des dermatophytes anthropophiles chez les gens de mer semble normale selon leur mode de vie et / ou leurs activités professionnelles dans un espace limité. Cependant, des espèces géophiles comme *Nannizzia gypsea* (ex. *M. gypseum*) sont parfois isolées [42].

Il est important de mentionner que les espèces de dermatophytes anthropophiles ne sont pas toutes des agents d'intertrigo interdigital. Certaines d'entre elles sont généralement impliquées dans les mycoses de la tête et sont exceptionnellement à l'origine de l'intertrigo interdigital. Néanmoins, deux études ivoiriennes sur l'IIO les ont impliquées comme des agents étiologiques, c'est le cas de *Microsporum langeronii*, *T. violaceum*, *T. soudanense* et *T. concentricum* [2, 17]. Cette dernière est endémique dans le Sud du Pacifique et dans certaines régions d'Amérique du Sud et a rarement été isolée en Europe [45]. Cela pose la question de la fiabilité de l'identification morphologique des dermatophytes, notamment avec l'introduction de complexes d'espèces et la révision de la taxonomie de ces derniers [46].

Comme les méthodes de référence pour l'identification des champignons, basées sur le séquençage moléculaire ne sont pas actuellement accessibles dans nos pays en développement, le MALDI-TOF MS pourrait être un outil utile et rapide pour l'identification en routine des champignons dans les laboratoires cliniques de mycologie [47]. Étant donné que la distinction entre dermatophytes et espèces non dermatophytiques qui ne répondent pas au traitement anti-dermatophytique et provoquent des infections similaires [48], reste importante ; aussi bien que la distinction des espèces lors d'une infection concomitante.

La spectrométrie MALDI-TOF a permis d'identifier avec succès nos souches de dermatophytes et de levures du genre *Candida* avec respectivement 91% et 84,6% de concordance avec la technique d'identification morphologique. Cependant, seulement 16,7% de l'identification était obtenue pour espèces de *Fusarium*.

Plusieurs études antérieures ont déjà démontré la fiabilité de cet outil notamment pour l'identification des dermatophytes [49, 50]. Cependant, des limites sont notées dans la

différenciation des espèces au sein des complexe d'espèces tel que le complexe *T. mentagrophytes* ou le complexe *T. rubrum* [49]. Des contraintes similaires sont également notées pour certains genres dans lesquels des espèces cryptiques morphologiquement reconnues au sein de chaque « morphospecies » sont révélées, comme *Aspergillus* et *Fusarium* [51]. Cela pourrait expliquer notre faible taux d'identification de ces derniers jusqu'à la détermination de l'espèce ainsi que l'utilisation d'une base de données disponible dans le commerce. Néanmoins, des études récentes utilisant des bases de données internes supplémentées ont réussi à obtenir plus de 90% d'identifications correctes au niveau de l'espèce [52, 53].

CONCLUSION

L'IIO fongique est une mycose très fréquente du pied, il est favorisé par l'humidité et la macération du pied. Ce qui fait que les gens de mer constituent un groupe à haut risque de mycoses du pied. Le diagnostic étiologique de l'IIO repose sur une démarche diagnostique cohérente au laboratoire et permet une prise en charge thérapeutique spécifique pour prévenir la récurrence de l'infection ou les cas de résistances au traitement. Dans ce sillage, le matrix-assisted laser desorption/ionization time-of-flight mass Spectrometry (MALDI-TOF MS) qui a bouleversé la routine des laboratoires de microbiologie clinique, permet une identification rapide et efficiente des champignons microscopiques. Ainsi, l'objectif de notre étude a été de d'étudier l'épidémiologie de l'IIO chez les gens de mer de Dakar et étudier la distribution des différentes espèces en cause.

Il ressort de nos résultats que l'incidence de l'IIO d'origine mycosique est de 30,2%. Les levures du genre *Candida*, particulièrement *C. albicans*, étaient en tête des agents responsables, suivies des moisissures et des dermatophytes. Chez ces derniers, les trois espèces fréquemment trouvées étaient respectivement *T. interdigitale*, *T. rubrum* et *E. floccosum*.

L'IIO était généralement associé à d'autres mycoses du pied comme l'onychomycose ou la kératodermie plantaire.

Nos résultats ont permis de voir l'apport intéressant du MALDI – TOF MS dans l'identification des champignons, plus particulièrement les levures du genre *Candida* et les dermatophytes.

En définitive, les autorités africaines devraient faciliter la mise en place et la décentralisation du MALDI-TOF MS qui présente des avantages de rapidité et de faible coût des consommables en plus d'une fiabilité proche de celle des méthodes moléculaires et la possibilité d'améliorer sa puissance avec une base de données étendue.

REFERENCES

1. Bestpractice Decision. Tinea pedis: not just the curse of the athlete. BPJ 2014; 65: 33-38.
www.bestpractice.co.nz
2. **Kiki-Barro P.C.M, Konaté A, Angora E.K, Kassi F.K, Bosson-Vanga H, Bedia-Tanoh A.V, et al.** Étiologies fongiques et facteurs favorisant les intertrigos interorteils chez les gendarmes à Abidjan (Côte d'Ivoire). J Mycol Med 2017 ; 27(4) : 561-566.
3. **Bahmaei M, Dehghan P, Kachuei R, Babaei H, Mohammadi R.** Interdigital intertrigo due to *Fusarium oxysporum*. Curr Med Mycol, 2016 Mar 2(1): 43-46.
4. **Diongue K, Ndiaye M, Diallo M.A, Seck M.C, Badiane A.S, Diop A, et al.** Fungal interdigital tinea pedis in Dakar (Senegal). J Mycol Med 2016; 26: 312-316.
5. **Weitzman I, Summerbell RC.** The dermatophytes. Clin Microbiol Rev 1995; 8: 240–59.6. (2 du 15.)
6. **Denieul A, Faure S.** Les dermatomycoses. Actualités pharmaceutiques 2009 ; n° 484 : 10-13.
7. **Ilkit M, Durdu M.** Tinea pedis the etiology and global epidemiology of a common fungal infection. Crit Rev Microbiol 2015; 41: 374-88.
8. **Adou-Bryn KD, Yeo N, Kassi EA, Ouhon J, Assoumou A, Penali KL, et al.** Intertrigo interdigito-plantaire : étiologie mycosique chez les militaires marins à Abidjan (Côte d'Ivoire) : à propos de 200 cas. J Mycol Med 1997 ; 7 : 142-4.
9. **Arnault J-P.** La pathologie dermatologique des marins. Thèse de Médecine, Nancy 1 ; 2008 [116 pages].
10. **Croxatto A, Prod'hom G, Greub G.** Applications of MALDI-TOF mass spectrometry in clinical diagnostic microbiology. FEMS Microbiol Rev 2012; 36: 380-407.
11. **Metin A, Dilek N, Bilgili SG.** Recurrent candidal intertrigo: challenges and solutions. Clinical, Cosmetic and Investigational Dermatology 2018; 11: 175-185.
12. **Nezha A.** Intertrigo interorteils chez l'enfant. Thèse de doctorat en médecine, N°282, Université Mouhamed V- Rabat, 2017.
13. **Giavarini U.** Mycoses cutanées. Cahier de biothérapie 2014 ; 244 : 34-38.
14. **Chabasse D, Pihet M.** Les dermatophytes : les difficultés du diagnostic mycologique. Revue Francophone Des Laboratoires 2008 ; 406 : 29-38.
15. **Zagnoli A, Chevalier B, Sassolas B.** Dermatophyties et dermatophytes. EMC-Pédiatrie 2005 ; 05 (001) : 96–115.
16. **Chabasse D, Bouchara JP, De Gentile L, Brun S, Cimon B, Penn P.** Les dermatophytes. Cahier de formation Biologie Médicale 2004 ; 31 : 143p.

17. **Bedia-Tanoh Akoua V, Kiki-Barro PCM, Konaté A, Kpongbo EA, Kondo FK, Bosson-Vanga H, et al.** Aspects cliniques et étiologiques des intertrigos d'origine fongique à Abidjan (Côte d'Ivoire). *Pan Afr Med J* 2019 ; 33 : 198.
[doi:10.11604/pamj.2019.33.198.19090](https://doi.org/10.11604/pamj.2019.33.198.19090)
18. **Bouchara JP, Pihet M, De gentile L, Cimon B, Chabasse D.** Les levures et levuroses. *Cah Form Biol Med*, 2010 ; 44 :17-97.
19. **Diongue K, Diallo M.A, Ndiaye M, Seck M.C, Badiane A.S, Ndiaye D.** Les intertrigos interorteils impliquant *Fusarium* spp. à Dakar (Sénégal). *Journal de J Mycol Med* 2018 ; 28 : 227-231.
20. **Kidd S, Halliday C, Alexiou H and Ellis D.** Descriptions of medical fungi. 3rd ed (revised), Underdale: the national library of Australia; 2016: 266 pages.
21. **Chabasse D, Bouchara JP, De Gentile L, Brun S, Cimon B, Penn P.** Les moisissures d'intérêt médical. *Cahier de formation Biologie Médicale* 2002 ; 25 : 159p.
22. **Chabasse D, Pihet Marc.** Les onychomycoses à moisissures. *Journal de Mycologie Médicale* 2014 ; 24 : 261-268.
23. **Comparot S., Reboux G., Van Landuuyt H., Guetarni L., Barale T.** *Fusarium solani* : un cas rebelle d'intertrigo. *J Mycol Med* 1995 ; 5 : 119 – 21.
24. **Kalra MG, Higgins KE, Kinney BS.** Intertrigo and secondary skin infections. *Am Fam Physician*. 2014 Apr1; 89(7): 569-73.
25. **Romano C, Valentia L, Difonzo EM.** Two cases of tinea pedis caused by *Scytalidium hyalinum*. *Journal of the European Academy of Dermatology and Venereology* 12 (1999) 38–42.
26. **Romano C et Gianni C.** Tinea pedis resulting from *Fusarium* Spp. *International Journal of Dermatology* 2002, 41, 360–362.
27. **Baran R, Chabasse D, Feuilhade de Chauvin M ;** Les onychomycoses II. Approche diagnostique. *J Mycol Méd* 2001 ; 1 : 5-13.
28. **Feuilhade de Chauvin M.** New diagnostic techniques. *J Eur Acad Dermatol Venereol* 2005; 19(Suppl 1): 20-4.
29. **Feuilhade de Chauvin M.** Examen mycologique en dermatologie. *EMC – Dermatologie* 2015 ; 10(3) : 1–8.
30. **Panasiti V, Borroni RG, Devirgiliis V, Rossi M, Fabbrizio L, Masciangelo R, et al.** Comparison of diagnostic methods in the diagnosis of dermatomycoses and onychomycoses. *Mycoses* 2006; 49: 26-9.

31. **Bougnoux M, Lacroix C, Hassouni N, Beretti J-L et Dauphin B.** Intérêt de la spectrométrie de masse de type MALDI-TOF pour l'identification des champignons filamenteux. *Bio Trib. Mag.* 40, 45-49 (2011).
32. **Mistiaen P., Poot E., Hickox S., Jochems C.,Wagner C.** Preventing and treating intertrigo in the large skin folds of adults: a literature overview. *Dermatol Nurs.* 2004 Feb; 16(1): 43-6, 49-57.
33. **Clere N.** Quelle prise en charge pour les mycoses ? *Actualités pharmaceutiques* 2009 ; 488 : 35-37.
34. **Romano C., Miracco C. and Difonzo E. M.** Skin and nail infections due to *Fusarium oxysporum* in Tuscany, Italy. *MYCOSES* 1998; 41: 433-437.
35. **Bahmaei M., Dehghan P., Kachuei R., Babaei H. et Mohammadi R.** Interdigital intertrigo due to *Fusarium oxysporum*. *Curr Med Mycol*, 2016, 2(1): 43-46
36. **Lecellier A.** Caractérisation et identification des champignons filamenteux par spectroscopie vibrationnelle. Thèse de doctorat en Science, Reims, 2013.<http://www.theses.fr/2013REIMS023/document>
37. **Nocon C.** Evaluation des performances du spectromètre de masse MALDI TOF Microflex LT Bruker comparées à celles du spectromètre Vitek MS BioMérieux et démarche d'accréditation. Thèse Médecine, Lille, 2013.
38. **Cariello C.** La spectrométrie de masse MALDI-TOF et le diagnostic microbiologique. Travail de diplôme 2011-2012, 75 pages.
39. **Borman A.M, Johnson E.M.** Interpretation of Fungal Culture Results. *Curr Fungal Infect Rep.* [doi 10.1007/s12281-014-0204-z](https://doi.org/10.1007/s12281-014-0204-z)
40. **Diongue K, Kébé O, Faye M.D, Samb D, Diallo M.A, Ndiaye M, et al.** MALDI-TOF MS identification of *Malassezia* species isolated from patients with pityriasis versicolor at the seafarers' medical service in Dakar, Senegal. *J Mycol Med* 2018; 28: 590-593.
41. **Orgaz-Molina J, Orgaz-Molina M.C, Cotugno M, Arias-Santiago S.** Interdigital erosions: Tinea pedis? *Aust. Fam. Physician* 2012; 41(10): 793-794.
42. **Ingordo V, Naldi L, Fracchiolla S, Colecchia B.** Prevalence and Risk Factors for Superficial Fungal Infections among Italian Navy Cadets. *Dermatology* 2004; 209: 190-196.
43. **Ongsri P, Bunyaratavej S, Leeyaphan C, Pattanaprichakul P, Ongmahutmongkol P, Komoltri C, et al.** Prevalence and Clinical Correlation of Superficial Fungal Foot Infection in Thai Naval Rating Cadets. *Mil Med* 2018; 183(9-10): e633-e637.

44. **Diongue K, Diallo M.A, Seck M.C, Ndiaye M, Badiane A.S, Diop A, et al.** Tinea pedis due to *Cylindrocarpon lichenicola* beginning onycholysis. Med. Mycol. Case Rep.2016; 11: 13-15.
45. **Ghannoum MA, Isham NC.** Dermatophytes and dermatophytoses. In: Clinical Mycology Second-Edition. Clinical Mycology 2009; 16: 375-384.
46. **Monod M.** Récente révision des espèces de dermatophytes et de leur nomenclature. Rev Med Suisse 2017 ; 13 : 703-8.
47. **Alshawa K, Beretti J-L, Lacroix C, Feuilhade M, Dauphin B, Quesne G, et al.** Successful Identification of Clinical Dermatophyte and *Neoscytalidium* Species by Matrix-Assisted Laser Desorption Ionization–Time of Flight Mass Spectrometry. J Clin Microbiol 2012; 50(7): 2277-2281.
48. **Gräser Y, Scott J, and Summerbell R.** “The new species concept in dermatophytes-a polyphasic approach,” Mycopathologia2008; 166(5-6): 239-256.
49. **L'Ollivier C, Cassagne C, Normand A-C, Bouchara J-P, Contet-Audonneau N, Hendrickx M, et al.** A MALDI-TOF MS procedure for clinical dermatophyte species identification in the routine laboratory. Med Mycol 2013; 51: 713-720.
50. **L'Ollivier C, Ranque S.** MALDI-TOF-Based Dermatophyte Identification. Mycopathologia, [doi 10.1007/s11046-016-0080-x](https://doi.org/10.1007/s11046-016-0080-x)
51. **De Carolis E, Posteraro B, Lass-Flörl C, Vella A, Florio A.R, Torelli R, et al.** Species identification of *Aspergillus*, *Fusarium* and Mucorales with direct surface analysis by matrix-assisted laser desorption ionization time-of-flight mass spectrometry. Clin Microbiol Infect 2012; 18: 475-484.
52. **Wigmann E.F, Behr J, Vogel R.F, Niessen L.** MALDI-TOF MS fingerprinting for identification and differentiation of species within the *Fusarium fujikuroi* species complex. Appl. Microbiol Biot. 2019; 103: 5323-5337.
53. **Triest D, Stubbe D, De Cremer K, Piérard D, Normand A-C, Piarroux R, et al.** Use of Matrix-Assisted Laser Desorption Ionization–Time of Flight Mass Spectrometry for Identification of Molds of the *Fusarium* Genus. J Clin Microbiol 2015; 53: 465-476. doi:10.1128/JCM.02213-14.

Résumé

Introduction. L'intertrigo inter-orteil fongique est une mycose très fréquente du pieds, ses facteurs favorisants sont étroitement liés au mode de vie et à la profession ; ainsi les gens de mer constituent un groupe à haut risque. Le MALDI-TOF MS est un nouvel outil permettant une identification rapide et efficace des champignons microscopiques.

Matériel et méthodes. - Pour déterminer la distribution des espèces fongiques impliquées dans l'intertrigo inter-orteil (IIO) chez les gens de mer à Dakar (Sénégal), une étude transversale a été réalisée de mai à août 2017, un questionnaire a d'abord été soumis aux patients pour recueillir des données sociodémographiques avant le recueil des prélèvements cutanés prélevés sur le ou les plis suspects à l'aide d'une lame de scalpel stérile. Au laboratoire, un examen direct, une culture et une identification par MALDI-TOF MS ont été effectués. L'ensemble des résultats ont été enregistré et traité sur le logiciel Epi-Info 7.

Résultats. - Au total, 169 hommes (21-66 ans) ont été inclus. Peu d'entre eux (3%) avaient un niveau d'étude élevé et la durée de la mycose a dépassé 10 ans pour 88% des patients. L'examen direct (ED) était positif dans 34,3%. Parmi les échantillons à ED positif, 58,6% avaient une culture positive. Une incidence globale de 30,2% a été trouvée. Parmi les cas confirmés, les 36-50 ans ont été prédominants (52,9%). Les patients ayant un niveau de scolarité élevé ont été moins représentatifs (2%). Pour 52,1% des patients, la durée de la mycose a été supérieure à 10 ans. De plus, 57% des cas ont été associés à d'autres types d'intertrigo et/ou une onychomycose ($p = 0,03$). La culture a été positive dans 23,7% isolant 43 souches identifiées avec succès au niveau de l'espèce par MALDI-TOF MS pour 31 isolats : 20 *Candida* et 11 dermatophytes. Le reste a été identifié uniquement comme appartenant aux *Fusarium*.

Conclusion. - En définitive, le MALDI-TOF MS pourrait être utile pour l'identification systématique et rapide des dermatophytes, levures et moisissures au laboratoire de mycologie clinique.

Mots clés : Intertrigo interdigitoplantaire ; Gens de mer ; Dermatophytes ; *Candida* ; *Fusarium* ; MALDI-TOF MS ; Dakar.

