



Université Mohamed Khider de Biskra
Faculté des sciences exactes et sciences de la nature et de la vie
Département des sciences de la nature et de la vie

MÉMOIRE DE MASTER

Domaine : Sciences de la nature et de la vie
Filière : Sciences Biologiques
Spécialité : Biochimie Fondamentale et Appliqué

Réf. :

Présenté et soutenu par :

Chahinaz CHIHA et Djanet SLAMA

Le : Mercredi 10 juillet 2019

Thème **Détermination de la flore fongique des** **bains traditionnels (Hammams) de la** **Wilaya de Biskra**

Jury :

Mr. Hakim HEBAL	M.A.A	Université de Biskra	Président
Mr. Mohamed TITAOUINE	M.C.A	Université de Biskra	Promoteur
Mr. NABIL MOHAMDI		Maître assistant CHU de Batna	Co-promoteur
Mr. Madjed AGGOUNI	M.A.A	Université de Biskra	Examineur

Année universitaire : 2018/2019

Remerciements

En premier lieu, nous remercions ALLAH de Tout puissant qui nous a donné la volonté et la patience pour accomplir ce travail.

Ce travail a été réalisé sous la direction de Dr. TITAOUINE M. maître de conférences à l'université MOHAMED KHIDER BISKRA. Encadreur de notre mémoire, merci pour son aide, ses conseils et sa confiance, son encouragement qui nous a été très précieux pour structurer le travail.

Nos vifs remerciements s'adressent aussi à notre Co-promoteur Dr. MOHAMDI N. praticien spécialiste et maitre-assistant en parasitologie-mycologie pour avoir accepté de diriger notre travail.

Nous tenons à remercier Mr. Madjed AGGOUNI qui a accepté d'être examinateur de notre mémoire. Nous remercions également Mr. Hakim HEBAL qui a accepté d'être président de jury de ce Modeste travail.

Nous tenons à remercier également les enseignants de l'université MOHAMED KHIDER BISKRA pour leurs grandes disponibilités et pour tout ce qu'ils nous ont transmis.

Nous ne voudrions pas manquer de remercier Mr. CHERFAOUI, et Mme TABARHA pour leurs aides et ses conseils.

Toute l'équipe de bibliothèque de L'université Mohamed Khider de Biskra pour leurs accueils et leurs sympathies spécialement : Mr. Walid, Mr. Mohamed et Mme Ismahane.

Tous les personnels des laboratoires de biologie de Département des sciences de la nature et de la vie de Biskra pour leurs aides et leurs patiences tout au long de notre travail.

En fin un grand merci à tous ceux qui ont contribué de près ou de loin a la réalisation de ce travail.

Dédicace

Je dédie ce modeste travail fruit de mes années d'études

A ma mère Ourida

Qui m'a donnée la vie, et qui a sacrifiée sa vie pour parfaire mon éducation, cette joie de vivre milles source de tendresse qu'une peut donner sans rien attendre en retour celle j'aime plus que tout au monde.

A mon père

A La mémoire de mon père. Que dieu le tout puissant l'accueille en son vaste paradis.

A mon très cher frère Sife Eddine

Pour son encouragement indéfectible.

A mon mari Nassim

La source de grand courage tout le moment de travail et toujours à côté de moi merci.

Ma chère grand-mère.

A mes oncles, tantes, cousins et cousines.

A toute la famille

CHIHA, MEGADDEM, BEN BRAHIM, DJAZZAR et BEN HAMZA

A mes inoubliables amis

Nawal, Mofida, Imane, Bouthaina, Nihade, Khalida, Hanane, Fouzia, Manel à lesquelles je resterais fidèle.

A ma chère binôme SLAMA Djanet et à toute sa famille.

A tous mes amis et mes collègues de promotion 2019.

Chakinaz CHIHA

Dédicace

Je dédie ce travail à

A ma très chère mère "**Dida**"

A l'homme de ma vie mon cher père "**Dadi**"

A ma grande mère "**Nana**"

A mes très chers frères : **Issam, Mohamed** et **Salah**

A mon amour et mon amé sœur adorée : **Ahlem** et son mari **Yassine**

Et bien sûr à mon chouchou préféré "**Adem**"

A mon adorable belle-sœur "**Nesrine**"

A mes chers oncles, mes chères **tantes**

A ma très chère "**Rachida**" que dieu te guérisse pour nous.

A mes fidèles amis : **kaouther, Chaima, Manel, Ikram, Douaa, Malika, Sarab** et

Noura

A mon binôme adoré : **CHIHA Chahinez** et sa famille

A khalti "**Fatiha**" et sa famille "**DJAZZER**"

A la famille **SLAMA, CHETTOUH, BERREHOUMA** et **LAHMER**

A tous ceux qui me sont trop chers et que j'ai omis de citer

A promo 2019

Djanet SLAMA

Remerciement**Dédicace**

Liste des Tableaux	I
---------------------------------	---

Liste des Figures	II
--------------------------------	----

Liste des abréviations	III
-------------------------------------	-----

Introduction	1
---------------------------	---

PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE**CHAPITRE 1. GENERALITES SUR LES CHAMPIGNONS**

1.1. Généralités	2
1.2. Morphologie des champignons.....	2
1.3. Mode de reproduction.....	2
1.3.1. Multiplication asexuée	2
1.3.2. Multiplication sexuée.....	3
1.4. Conditions de développements	3
1.4.1. Température	3
1.4.2. pH.....	3
1.4.3. Humidité	3
1.4.4. Présence d'oxygène.....	3
1.5. Phylogénie des champignons.....	3
1.5.1. Mastigomycotina.....	4
1.5.2. Zygomycotina	5
1.5.3. Ascomycotina	5
1.5.4. Basidiomycotina	5
1.5.5. Deuteromycotina.....	5

CHAPITRE 2. LA FLORE FONGIQUE DES BAINS TRADITIONNELS

2.1. Généralités sur Les bains traditionnels	6
2.2. Origine des champignons dans les bains traditionnels	6
2.3. Principaux genres et espèces fongique des milieux intérieurs	6
2.3.1. Les moisissures	6
2.3.1.1. <i>Aspergillus</i>	7
2.3.1.2. <i>Penicillium</i>	7
2.3.1.3. <i>Fusarium</i>	7
2.3.1.4. <i>Acremonium</i>	7
2.3.1.5. <i>Alternaria</i>	7
2.3.1.6. <i>Scopulariopsis</i>	8

2.3.1.7. <i>Cladosporium</i>	8
2.3.1.8. <i>Scytalidium</i>	8
2.3.1.9. <i>Trichoderma</i>	8
2.3.2. Les levures	9
2.3.2.1. <i>Candida</i>	9
2.3.2.2. <i>Rhodotorula</i>	9
2.3.3. Les dermatophytes	9

PARTIE EXPERIMENTALE

CHAPITRE 3. MATERIEL ET METHODES

3.1. La région d'étude.....	10
3.2. Mode opératoire.....	11
3.2.1. Echantillonnage	11
3.2.1.1. Echantillonnage de surface	11
3.2.1.2. Echantillonnage de l'air	12
3.2.2. Dénombrement	13
3.2.3. Isolement et identification des flores fongiques.....	15
3.2.3.1. Isolement	15
3.2.3.2. Examen des colonies fongiques.....	15
3.2.3.3. Identification.....	16
a) Champignons filamenteux	17
b) Les levures	17
3.2.4. Analyse statistique.....	18

CHAPITRE 4. RESULTATS ET DISCUSSION

4.1. Dénombrement de la flore fongique totale	19
4.1.1. La flore fongique des surfaces	19
4.1.2. La flore fongique de l'air	21
4.2. Isolement et identification de la flore fongique.....	23
4.2.1. Avant la désinfection	23
4.2.2. L'effet de la désinfection sur la croissance les flores fongiques.....	27
4.3. L'identification des flore fongique isolées	28
Conclusion et Perspectives	36
Références bibliographiques	37
Annexes	
Résumés	

Liste des Tableaux

Tableau 1. Les résultats de test d'ANOVA 2.....	21
Tableau 2. Représentation les résultats de test de Teukey.....	22
Tableau 3. Fréquence des isolats fongiques dans les trois Hammams enquêtés avant la désinfection.....	24
Tableau 4. Fréquence et pourcentage globale des flores fongique isolées dans chaque Hammam.....	25
Tableau 5. La fréquence des isolats fongique avant et après le nettoyage et la désinfection...	28
Tableau 6. Aspect macroscopique des principaux genres et espaces de moisissures isolés à partir des différents sites des Hammams.....	29
Tableau 7. Aspect macroscopique des principaux genres de levure isolés à partir des différents sites des Hammams.....	32
Tableau 8. Aspect macroscopique des principaux genres de dermatophyte isolés à partir des différents sites des Hammams.....	33
Tableau 9. Aspect microscopique des principaux genres de moisissures isolés à partir des différents sites des Hammams.....	33

Liste des Figures

Figure 1. Classification générale des champignons.....	4
Figure 2. La carte de la région de Biskra.....	10
Figure 3. L'emplacement des trois Hammams enquêtés de la Wilaya de Biskra.....	10
Figure 4. Echantillonnage de surface : la piscine	11
Figure 5. Echantillonnage de surface sur différents endroits : mur, sol et table de massage...12	
Figure 6. Echantillonnage de l'air.....	12
Figure 7. Schéma de la préparation des dilutions décimales à partir de la solution mère.....	13
Figure 8. Les différentes concentrations obtenues après la dilution décimal.....	14
Figure 9. Ensemencement par râteau.....	14
Figure 10. Ensemencement des prélèvements sur le milieu d'isolement.....	15
Figure 11. La réalisation de teste de Drapeau (Scotch).....	16
Figure 12. Observation des caractères macroscopique et microscopique.....	16
Figure 13. La charge de la flore fongique en fonction des trois Hammams étudiées et les endroits sélectionnés.....	19
Figure 14. La moyenne de la charge fongique de chaque Hammam.....	22
Figure 15. Répartition des boîtes ensemencées pour l'isolement.....	23

Liste des abréviations

API : Aspergillose Pulmonaire I invasive

H1, H2 et H3 : Hammam 1, Hammam 2 et Hammam 3

pH : Potentiel hydrogène

UFC : Unité Formant Colonie.

RAT : Riz, Agar et Tween (milieu Rice Cream).

INSPQ : Institut national des Santé Publique du Québec

AFSSA : Agence Française De Sécurité Sanitaire Des Aliments

CHU : Centre Hospitalo- Universitaire

CSHPF : Conseil Superieur D'Hygiène Publique de France

Introduction

Introduction

Le Hammam est une simple continuité des thermes romains plantés un peu partout dans les villes Algériennes. Avec les dynasties Arabes, ce lieu devient modeste concernant sa taille, il a pris le nom du bain-turc selon le modèle ottoman, et il se nomme aussi bain maure par rapport à la tradition mauresque héritée de l'Andalousie (Mehenni, 2011).

Le Hammam est non seulement un lieu historique et touristique, mais aussi un phénomène important de la vie sociale en Algérie, les gens ont utilisés les bains traditionnels pendant des siècles pour se nettoyer, maintenir leurs santés et de traiter une variété de maux (Goksugur et *al.*, 2006).

Les Hammams traditionnels occupent une place prépondérante dans la santé publique, il est bien connu que les bains sont fortement suspectés dans la transmission des mycoses, compte tenu de la chaleur et de l'humidité que les caractérisent, ils demeurent un lieu favorable au développement de certains champignons pathogènes (levures, dermatophytes et certaines moisissures) (Benammar et *al.*, 2016).

La haute température et le taux d'humidité favorisent non seulement la croissance des champignons mais aussi la biodégradation, et la vitesse de colonisation ce qui provoque un problème d'hygiène et gâcher l'apparence des Hammams (Ara et *al.*, 2004 ; Hamada, 2009).

L'augmentation rapide de la fréquence des maladies respiratoires allergiques s'explique en partie par l'interaction entre des facteurs génétiques et environnementaux (Rivier et *al.*, 2013). De nombreuses études réalisées dans différents pays montrent qu'il existe une relation entre la présence d'humidité et de moisissures dans les environnements intérieurs et la prévalence de certains symptômes : irritations des yeux, du nez, de la gorge, toux sèche, maux de tête, fatigue et problèmes de peaux (Bex et *al.*, 2006).

Cette étude est préliminaire qui a comme objectif de la détermination de la flore fongique potentiellement pathogènes des bains traditionnels quantitativement et qualitativement. Nous avons réussi à recouvrir trois bains traditionnels de la wilaya de Biskra.

Notre travail comporte deux parties dont : La première partie, nous avons réalisé une étude bibliographique avec deux chapitres (Généralités sur les champignons et La flore fongique des milieux intérieurs). La deuxième partie, c'est une étude expérimentale contient deux chapitres (Matériel et méthodes, et Résultats et discussions qui avait pour but d'estimer la charge fongique totale, ainsi qu'à l'isolement et l'identification des champignons pathogènes).

Partie
Bibliographique

Chapitre 1.
Généralités sur les
champignons

1.1. Généralités

Les champignons, nommés aussi des mycètes ou *fungi*, sont des organismes eucaryotes, hétérotrophe, immobiles qui se nourrissent par absorption (Chabasse et *al.*, 2013). Ils peuvent être unicellulaires (Levures) ou pluricellulaires avec une structure constituée d'hyphes formant un mycélium (agglomérat de filaments), qui peut rester invisible à l'œil nu (Micromycète) sauf en cas de développement intense formant des « colonies », tandis que d'autres sont toujours visibles (Macromycètes) en particulier par leurs « chapeau » ou « carpophore » (organe reproducteur). Ils se distinguent des végétaux par l'absence de chlorophylle et de cellulose dans la paroi, et à l'opposé des animaux qui sont mobiles (Chabasse et *al.*, 2002 ; Adelaïde, 2008).

Dans la nature, les champignons colonisent avant tout les organismes morts ou en décomposition (surtout les végétaux), sur lesquels ils trouvent les nutriments (carbone, azote, sels minéraux... etc.) essentiels à leurs croissances et leurs multiplications (Adelaïde, 2008).

Leurs températures optimales de croissance varient selon les espèces : elle est de 25°C pour les champignons mésophiles et de 37°C pour les champignons thermophiles. Les espèces pathogènes présentent un optimum de croissance à des températures comprises entre 30 et 45 °C (AFSSA, 2009).

1.2. Morphologie des champignons

Ils se composent d'une paroi formée de polyosides, phospholipides, stérols et des molécules spécifiques au champignon (chitine, β glucane), et d'une membrane complexe constituée essentiellement par des protéines, phospholipides et d'ergostérol qui entoure le cytoplasme (Chabasse et *al.*, 2002).

1.3. Mode de reproduction

La reproduction peut être à caractère sexué (champignon téléomorphe ou parfait) et/ou asexué (champignon anamorphe ou imparfait). Les deux formes de reproduction peuvent coexister chez un même champignon dit holomorphe (Chabasse et *al.*, 2002).

1.3.1. Multiplication asexuée

Elle est basée sur la production des spores dites asexuées ; c'est le stade anamorphe des champignons. Dans ce mécanisme, la cellule fongique se divise par simple mitose. La conservation intégrale du génotype assure la propagation de lignées stables (Chabasse, 1999).

Les spores sont produites par des structures différenciées, ou spécialisées issues du thalle. Ces structures varient selon les groupes des champignons (Chabasse, 1999).

1.3.2. Multiplication sexuée

Fécondation directement par union de gamètes ou plus par union d'organe de fécondation « gamétocystes ». Les éléments de sexe impliquent peuvent être présente soit sur un même mycélium soit sur des mycélium défèrent (Adelaïde, 2008).

1.4. Condition de développement

Plusieurs moisissures sont adaptées aux conditions de l'environnement intérieur et croissent bien sur les matériaux de construction (Gravensen et *al.*, 1999).

1.4.1. Température

Rencontrée dans un environnement intérieur permet la germination, la croissance et la prolifération des moisissures. Elles se développent dans une gamme de température de 0 à 40C° ; mais la plupart se développent bien aux températures entre 20 et 25C° (Halwayn et *al.*, 2002).

1.4.2. pH

Les mycètes supportent à coloniser dans les milieux largement acides, et par leur activité métabolique acidifiant encore plus le milieu (Botton et *al.*, 1990 ; Nicklin et *al.*, 2002).

Leurs croissances optimales sont entre pH 4 et 6,5 (Davet, 1997 ; Dellaras, 2008).

1.4.3. Humidité

Dans les environnements intérieurs, les éléments nutritifs sont généralement abondants et la température est habituellement modérée. L'humidité est donc souvent le facteur limitant pour la germination des spores et le développement des moisissures. Comme tout organisme vivant, les champignons ont besoin d'eau indispensable pour des nombreuses activités Physiologiques et métaboliques (Delphine, 2012).

1.4.4. Présence d'oxygène

Les champignons sont des microorganismes aérobies ; ils ont besoin d'oxygène pour une croissance normale. Toutefois, leurs développements sont peu affectés par des teneurs de 10 fois plus faibles (2,1%) que celle de l'atmosphère. En conséquence, certaines espèces de moisissures pourront se développer sur les denrées alimentaires conservées dans une atmosphère pauvre en oxygène (Tabuc, 2007).

1.5. Phylogénie des champignons

La classification de Hawks Worth, Sutton et Ainsworth (1970) modifier par Kwon Chung et Bennett (1992), puis par de Hoog (1995), est la plus utilisée actuellement (Fig .1) (Chabasse et *al.*, 2002).

- Domaine : Eucaryotes
- Règne : Champignons
- Division : -Ascomycotina
- (Phylum) -Basidiomycotina
- Zygomycotina
- Chytridiomycotina
- (Deuteromycotina)

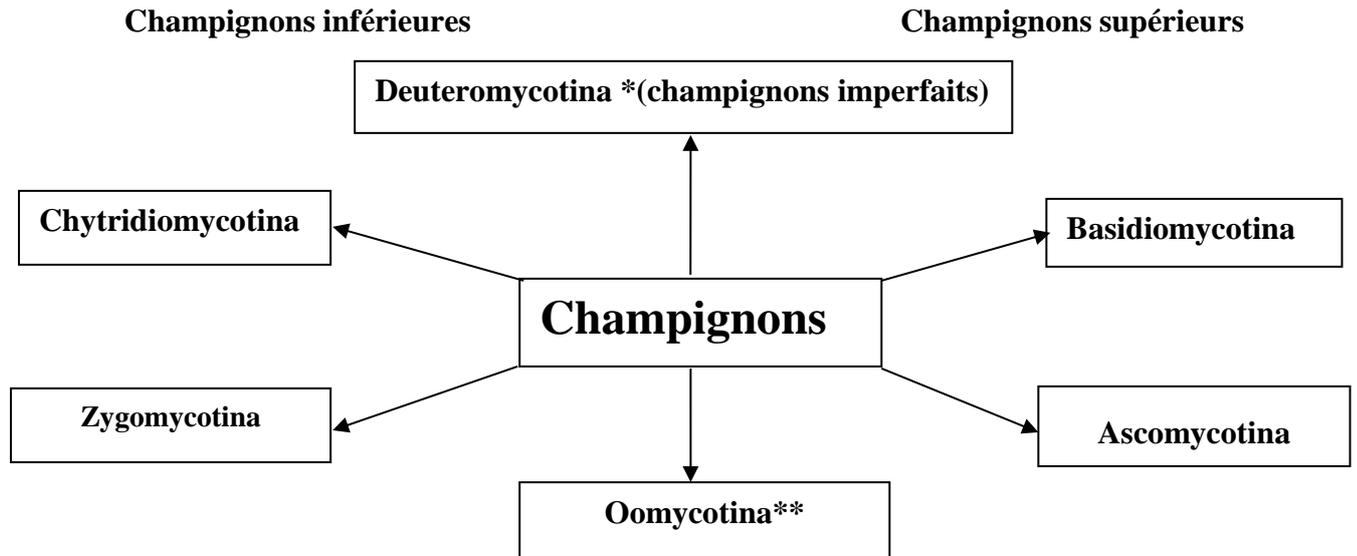


Figure 1. Classification générale des champignons (Chabasse et *al.*, 2002).

* : Champignons connus par leur stade asexué.

** : Actuellement ne sont plus classées parmi les vrais champignons (Eufungi).

Plus de 100 000 d'espèces fongiques sont estimées, dont leurs classifications sont basées comme celle des autres champignons, est d'abord basée sur le mode de reproduction (Bouix et Leveau, 1999 ; Tony et Paul, 1999 ; Chabasse, 2009). Ainsi que sur leurs morphologies (Davet, 1997).

On différencie quatre divisions selon les modalités de la reproduction sexuée : les Mastigomycotina (Oomycètes et Chytridiomycètes), les Zygomycotina, les Ascomycotina et les Basidiomycotina. En outre, lorsque la reproduction sexuée n'est pas connue, la division est appelée Deuteromycotina ou *fungi imperfecti* (Chabasse et *al.*, 2002).

1.5.1. Mastigomycotina

Cette division comprend les Oomycètes et les Chytridiomycètes, qui sont très rarement impliqués en pathologie humaine (Chabasse et *al.*, 1999 ; Chabasse et *al.*, 2002).

Ils sont caractérisés par la présence des spores asexuée munies de flagelles (un pour Chytridiomycètes et deux pour Oomycètes). Aujourd'hui la nomenclature ne retient dans le règne des champignons que les Chytridiomycètes, en raison de la présence de chitine dans leur paroi et de leur nutrition qui se fait par absorption (Chabasse et *al.*, 2002).

1.5.2. Zygomycotina

Ils comprennent de nombreux pathogènes de l'homme, ils forment des spores de reproduction sexuée appelées zygospores. Ce groupe comprend les Mucorales et les Entomophthorales. Ils sont considérés avec les Mastigomycotina comme des champignons inférieurs, le mycélium végétatif des zygomycètes est plus large, souvent dilaté et peu cloisonné et une reproduction asexuée endogène (Chabasse et *al.*, 2002 ; Spicer, 2003).

1.5.3. Ascomycotina

Elle rassemble la plupart des espèces pathogènes chez l'homme. Les spores de reproduction sexuée sont des ascospores (endogène) ce groupe comprend des champignons filamenteuse (Dermatophytes, *Aspergillus...*etc.), ainsi que de levures (Chabasse, 1999 ; Chabasse et *al.*, 2002).

1.5.4. Basidiomycotina

La plupart des basidiomycètes sont des saprophytes de l'environnement ou parfois des pathogènes de plantes mais ils sont peu impliqués en pathologie humaine (Chabasse, 2008).

D'après Chabasse (2008) ces champignons se caractérisent par la production des spores sexuées (basidiospores). Formées par bourgeonnement à l'extrémité d'éléments allongés (basides). Ils ont un thalle cloisonné avec des boucles au niveau des cloisons.

1.5.5. Deuteromycotina

Appelé aussi *Fungi imperfecti* ou champignons imparfaits. Sont réunissent le plus grand nombre d'espèces pathogène pour l'homme et les animaux, ce groupe très hétérogène. Ces espèces caractérisées par une reproduction végétative réalisée par des spores asexuées ou par simple fragmentation du mycélium (Chabasse et *al.*, 2002 ; Tabuc, 2007 ; Chabasse, 2008).

Chapitre 2.
**La flore fongique des
bains traditionnels**

2.1. Généralités sur Les bains traditionnels

Les bains traditionnels, appelés aussi Hammam ou bain maures sont une culture largement répandue dans les pays du Maghreb, y compris l'Algérie, le Moyen Est et la Turquie. Sont des bains de vapeur humide puisant ses origines dans les thermes romains (Benammar et *al.*, 2016).

Le Hammam est non seulement un lieu historique et touristique, mais aussi un phénomène important de la vie sociale. L'homme a utilisé les bains traditionnels pour se nettoyer, maintenir leur santé pour traiter une variété de maux. Les bains traditionnels sont généralement structurés comme des lieux fermés composé d'une série de pièces ; Bit Skhouna (pièce torride), Bit al Wasta (salle chaude), Bit al Barda (chambre froide) et al Bit El Q'ad (la salle de repos) où les gens essuient et s'habillent (Goksugur et *al.*, 2006 ; Benammar et *al.*, 2016).

Dans la plupart des cas, le Hammam est visité fréquemment par les femmes à la suite de se remettre d'un accouchement ou d'une maladie, il est également considéré comme un véritable coin de beauté lié à différents soins surtout le massage et soin de corps (Benammar et *al.*, 2016).

2.2. Origine des champignons dans les bains traditionnels

La contamination de l'environnement intérieur est un mélange des polluants physiques, chimiques et biologiques. Dans l'air intérieur ; les moisissures proviennent donc principalement de source extérieure ; elles peuvent retrouver sur les aliments destinés à la consommation humaine et aussi sur des objets faits des matériaux cellulose (coton, papier, bois) ou d'origine animale comme le cuir (Squinaz, 2002 ; ISNPQ, 2002).

Les bains traditionnels occupent une place importante dans la santé publique et il est bien connu que ces bains sont une source majeure de l'infection fongique de la peau à partir du parterre ou des outils de ces lieux (Goksugur et *al.*, 2006).

Les bains traditionnels sont exposés à un taux d'humidité élevée durant une longue période. La haute température et le taux d'humidité favorisent non seulement la croissance des champignons mais aussi la biodégradation, et la vitesse de colonisation ce qui provoque un problème d'hygiène et gâcher l'apparence des Hammams (Ara et *al.*, 2004 ; Hamada, 2009).

2.3. Principaux genres et espèces fongique des milieux intérieurs

2.3.1. Les moisissures

Le terme moisissures désigne tous les champignons de texture laineuse, poudreuse ou cotonneuse qui peut être observée à divers endroits comme sur les aliments entreposés depuis certain temps ou dans les lieux humides (Halway et *al.*, 2002 ; Chantal et Huguette, 2006).

2.3.1.1. *Aspergillus*

Les *Aspergillus* sont les champignons filamenteux opportunistes. Ce genre est responsable d'une grande variété des maladies ; le cas le plus terrifiant est l'aspergillose pulmonaire invasive (API), qui est le responsable d'une morbi mortalité importante chez différents profils des patients (Gangneux et al., 2008 ; Chabasse et al., 2009 ; Blanchard et al., 2018).

Le genre *Aspergillus* compte 250 espèces. L'espèce la plus fréquemment impliquée dans API est *Aspergillus fumigatus*, cette espèce est la plus souvent isolée et elle est le responsable d'environ 80 à 90% des aspergilloses humain (Chabasse et al., 2002 ; Caillaud et al., 2006 ; Chabasse et al., 2009).

2.3.1.2. *Penicillium*

Appartiennent à l'embranchement des Ascomycètes. Ce genre comprend environ 225 espèces. Parmi les espèces pathogènes chez l'homme on trouve *Penicillium chrysogenum*, *Penicillium purpurogenum* et le plus fréquemment rencontré, *Penicillium marneffeii* qui cause des infections liées à l'apparition et le développement du SIDA chez les immunodéprimés et des mycoses comme penicilliose (Moulinier, 2003 ; Houbraken et al., 2014).

2.3.1.3. *Fusarium*

Regroupe des espèces telluriques, saprophytes, il comprend une quarantaine d'espèce qui infecte les plantes (céréales, fruits et coton...etc.) (Hoquette et al., 2005 ; Guillaume, 2006).

Le *Fusarium* a aussi la capacité de produire des toxines dangereuses pour les bétails et l'homme causant des mycotoxicoses et des infections, il est parmi les champignons les plus résistants sa culture est rapide donne des colonies matures en quatre jours sur milieu Sabouraud sans Actidione (Hoquette et al., 2005 ; Chabasse et al., 2009).

2.3.1.4. *Acremonium*

Connue aussi sous le nom de *Cephalosporium*, à partir duquel les antimicrobiens de la céphalosporine ont été dérivés. Il regroupe les champignons cosmopolites vivants en saprophytes dans le sol, sur des végétaux et sur d'autre champignons (Hoquette et al., 2005).

Ce genre contient 150 espèces dont la plupart provoquent des infections mycétomes ou oculaires. Les deux espèces les plus importantes en pathologie humain étant *Acremonium Kiliense* et *Acremonium Faliciformes* (Hoquette et al., 2005 ; Niknam et al., 2017).

2.3.1.5. *Alternaria*

Les *Alternaria* sont des champignons comprend des espèces saprophytes, endophytes et pathogènes (Woudenberg et al., 2015).

Ce genre capable de produire une variété de mycotoxines et environ 70 métabolites toxiques, il est parmi les champignons qui se développent à une température ambiante dans divers régions climatique (Janić et *al.*, 2019).

2.3.1.6. *Scopulariopsis*

Ce genre est principalement composé d'espèces telluriques, fréquent retrouvées dans la nourriture et le papier, il est signalé à partir de l'environnement intérieur (Hoquette et *al.*, 2005 ; Woudenbeng et *al.*, 2017).

Parmi les espèces de *Scopulariopsis* qui sont responsables de pathologies humaines *Scopulariopsis brevicaulis* qui cause aussi comme les dermatophytes les onychomycoses (Hoquette et *al.*, 2005 ; Sutton et *al.*, 2009).

2.3.1.7. *Cladosporium*

Ces espèces sont fréquemment isolés du sol, des aliments, de la peinture et d'autres matières organiques (Bensch et *al.*, 2012).

Parce que beaucoup d'espèces de *Cladosporium* sont des agents de dégradation, de détérioration ou cause d'allergie ou même de maladie végétale ou animale (Bensch et *al.*, 2012).

2.3.1.8. *Scytalidium*

Selon Chabasse et *al.* (2002) les colonies sont de croissance rapide sur milieu Sabouraud à 25°C sans Cycloheximide. La croissance est habituellement plus rapide à 37 °C.

Chez les hôtes immunocompétents, il peut causer des lésions superficielles chroniques maladies de la peau et onychomycose alors que dans patients immunodéprimés, il provoque plus profondément infections telles que les abcès sous-cutanés et le mycétome (Ikram et *al.*, 2009).

2.3.1.9. *Trichoderma*

Le genre *Trichoderma* consiste des champignons anamorphiques qui vivent principalement dans le sol, matière organique et les arbres en décomposition. Ces champignons ont une croissance rapide et extensive sur milieu Sabouraud à 25C° (Chabasse et *al.*, 2002 ; Silva et *al.*, 2014).

Les *Trichoderma* sont des saprophytes du milieu extérieur. Classiquement dénué de tout pouvoir pathogène, on signale cependant des rare cas des mycoses à partir ce genre (otite, pneumopathies et péritonites chez les immunodéprimés) (Chabasse et *al.*, 2002).

2.3.2. Les levures

La levure se définit comme le stade asexué de champignon unicellulaire appartenant aux Ascomycètes ou aux Basidiomycètes. Ces micromycètes sont le plus souvent endo- ou épisaprophytes de la peau et des muqueuses humaines et sont l'une des constituants de la flore digestive de l'homme, en association avec les bactéries. Quelques espèces sont également présentes dans l'environnement : le sol, l'eau douce et l'eau de mer, mais aussi dans certains aliments, notamment les produits laitiers (AFSSA, 2009 ; Bouchara et *al.*, 2010).

2.3.2.1. *Candida*

Sont des microorganismes, endogènes ou exogènes. Plusieurs *Candida* notamment *Candida albicans* sont des commensaux humains ubiquitaires. Ils deviennent pathogènes dans des situations où la résistance de l'hôte à l'infection est diminuée localement ou systémique, dont le pouvoir pathogène ne s'exprime qu'en présence de facteurs favorisant dits « facteurs de risques » locaux ou généraux (Bourouda, 2010 ; Smith et Steinbach, 2018).

Les candidoses sont des affections fongiques provoquées par genre *candida*. Les candidoses superficielles sont les plus fréquentes des infections le plus souvent du passage d'espèces déjà présent au niveau digestif de l'état commensale à l'état parasitaire (Bouchara et *al.*, 2010).

2.3.2.2. *Rhodotorula*

Rhodotorula comprend huit (8) espèces, dont trois (3) peuvent être isolées chez l'homme; *R. glutinis*, *R. minuta* et *R. mucilaginosa*. Elles sont facilement reconnaissables grâce à la présence d'un pigment rose à rouge en primo-culture sur milieu Sabouraud. Leur pouvoir pathogène s'exerce essentiellement chez les immunodéprimés sous forme d'endocardites, méningites, péritonites (Bouchara et *al.*, 2010).

2.3.3. Les dermatophytes

Sont des champignons microscopiques filamenteux adaptés à la kératine humaine et l'animal. Chez l'homme, la peau et les phanères (ongles, cheveux...etc.) sont les sites privilégiés de ces champignons qualifiés de kératinophiles (Chabasse et *al.*, 2004).

Sur la base de la formation et de la morphologie de leurs conidies et en fonction des préférences de l'hôte et de l'habitat naturel, les dermatophytes sont classés en trois genres, *Trichophyton*, *Microsporum* et *Epidermophyton* (Peres et *al.*, 2010 ; Sarika et *al.*, 2014).

Les dermatophytoses sont des infections fongiques superficielles qui sont un fréquemment motif de consultation de dermatologie (Anofel et *al.*, 2017).

Partie Expérimentale

Chapitre 3.

Matériel et méthodes

3.1. La région d'étude

La région de Biskra est située au centre-est de l'Algérie (fig. 2), aux portes du Sahara algérien, Biskra dispose d'un riche patrimoine touristique, des sites historiques, un artisanat traditionnel, de nombreux Hammams et stations thermales (fig. 3), sans oublier ses dattes de renommée mondiale (Ghidouche Ait-Yahia et Saidani, 2018)

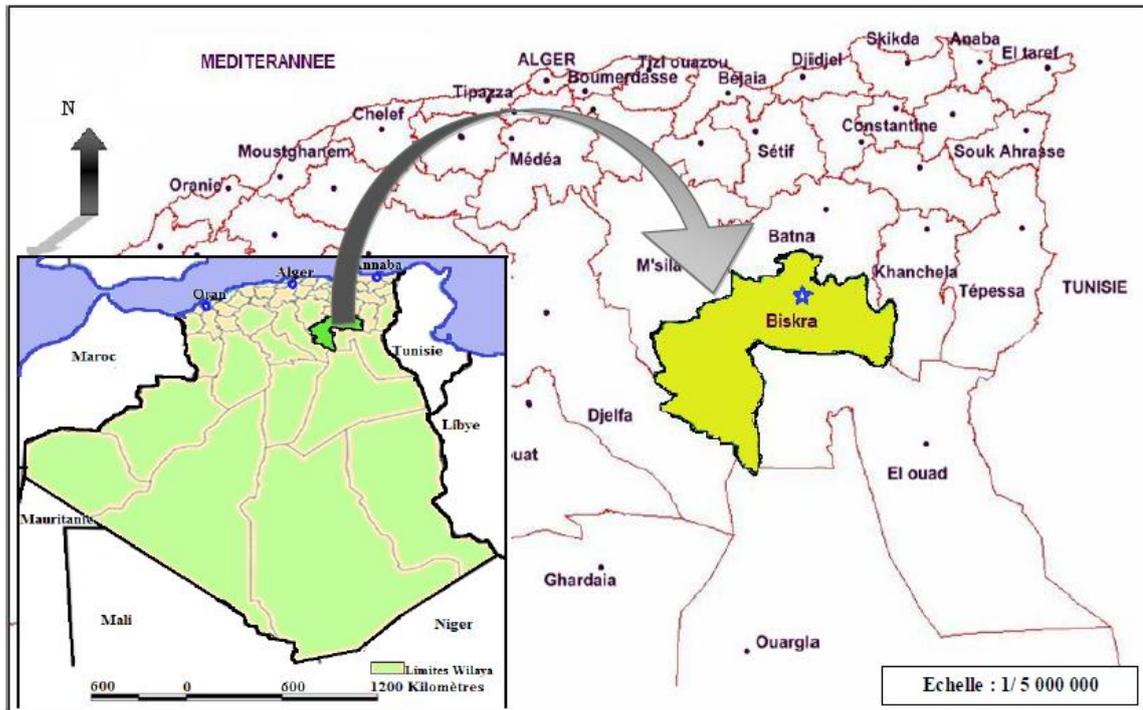


Figure 2. La carte de la région de Biskra (Absi, 2012).



Figure 3. L'emplacement des trois Hammams enquêtés de la wilaya de Biskra (google Maps, 2019).

3.2. Mode opératoire

3.2.1. Echantillonnage

Au total soixante (60) prélèvements à partir de trois Hammams de la Wilaya de Biskra ont été effectués, dont la moitié des prélèvements sont destinés pour faire le dénombrement et l'autre moitié pour l'isolement et l'identification.

Pour chaque Hammam on a fait deux (2) séries de prélèvement (5 endroits deux fois) avant et après la désinfection sur différents endroits : mur, sol, la piscine, table de massage et l'air. Tous les prélèvements ont été réalisés durant la saison du printemps :

H 1 : Hammam Salihine Biskra ville (18/02/2019).

H 2 : Hammam El Baraka commune d'El-hadjeb (03/03/2019).

H 3 : Hammam Sidi Yahia Biskra ville (15/04/2019).

3.2.1.1. Echantillonnage de surface

Les échantillons ont été prélevés sur des surfaces humides : les bords des parois de la piscine (fig.4), mur, sol et la table de massage (fig.5). Les endroits sélectionnés ont été essuyés à l'aide d'une tige-coton d'un écouvillon et les froter en rotation sur une section de 10cm² pour assurer que toute les surfaces sont essuyées (Goksugar et *al.*, 2006 ; Hamada et Abe, 2010).

Les tiges- coton ont été placés dans leurs écouvillons contient l'eau physiologique stérile pour ceux qui sont destinés au dénombrement ; alors que, ceux qui sont pour l'isolement dans des tubes sec (Hamada et Abe, 2010).



Figure 4. Echantillonnage de surface : la piscine.



Figure 5. Echantillonnage de surface sur différents endroits : mur, sol et table de massage.

3.2.1.2. Echantillonnage de l'air

Pour l'échantillonnage de l'air, il suffit d'exposer deux boîtes Pétri ouvertes contiennent Sabouraud avec Gentamicine, l'une des deux boîtes additionné Actidione à la chute naturelle des spores sous l'effet de la gravité pendant 15min (fig.6) (CSHPPF, 2006).



Figure 6. Echantillonnage de l'air.

On a refait les prélèvements (surfaces et l'air) après avoir les désinfecter avec l'eau d'Javel.

Les échantillons (air, surfaces) doivent être transportés aseptiquement sous froid dans une glacière isothermique, au laboratoire dans les 24 heures suivant le prélèvement afin que les modifications de la flore soient limitées au maximum.

3.2.2. Dénombrement

Après une agitation des échantillons (des surfaces) au vortex pendant 2 minutes ; et à l'aide d'une micropipette, on introduit aseptiquement 1ml de la solution mère dans un tube à vis stérile contenant au préalable 9 ml d'eau physiologique ; cette dilution constitue alors la dilution au 1/10 (10^{-1}) en mélangeant le contenu du tube soigneusement. On effectue la même opération pour obtenir les dilutions 1/100 et 1/1000 (fig.7 et fig.8).

Puis nous disposons 0.5ml de chaque dilution et ensemencée par râteau immédiatement sur le milieu Sabouraud Gentamicine (fig.9) (Hamada et Fujita, 2000 ; Hamada et Abe, 2010). Après l'incubation à 25°C pendant 6 à 8jours les colonies fongiques ont été comptées et exprimées en UFC/cm², puis convertis à une échelle logarithmique (Hamada et Fujita, 2000).

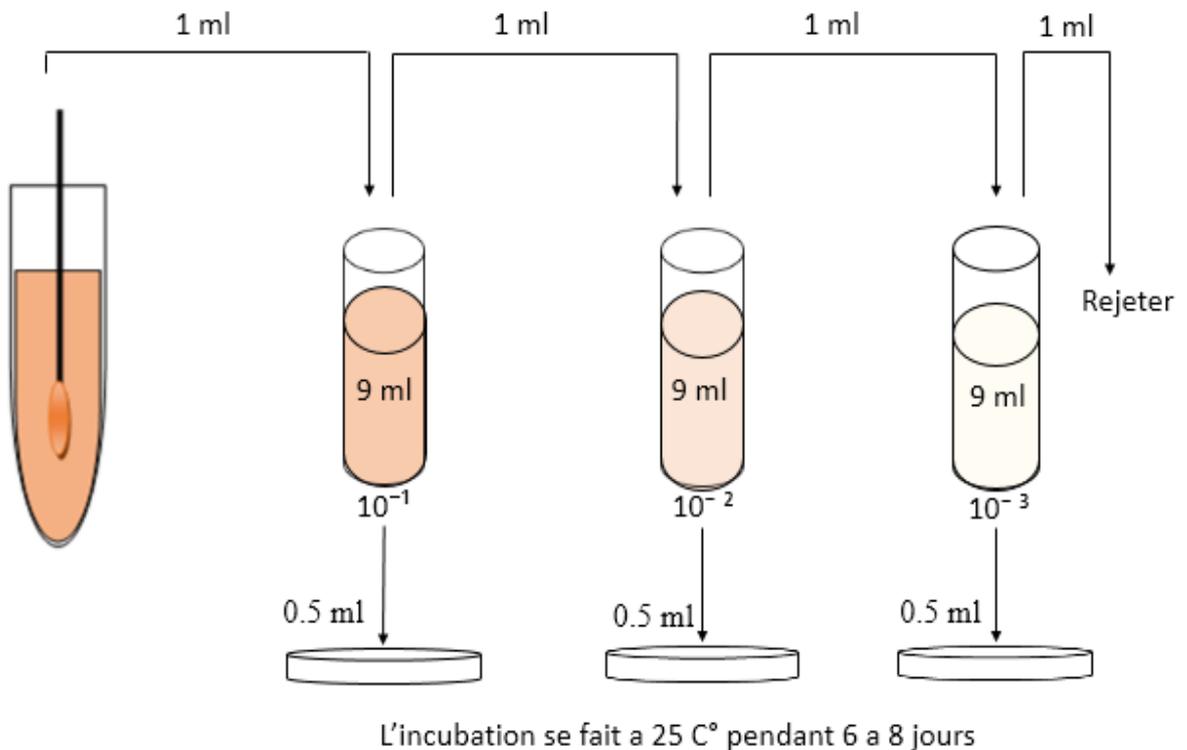


Figure 7. Schéma de la préparation des dilutions décimales à partir de la solution mère.



Figure 8. Les différentes concentrations obtenues après la dilution décimal.

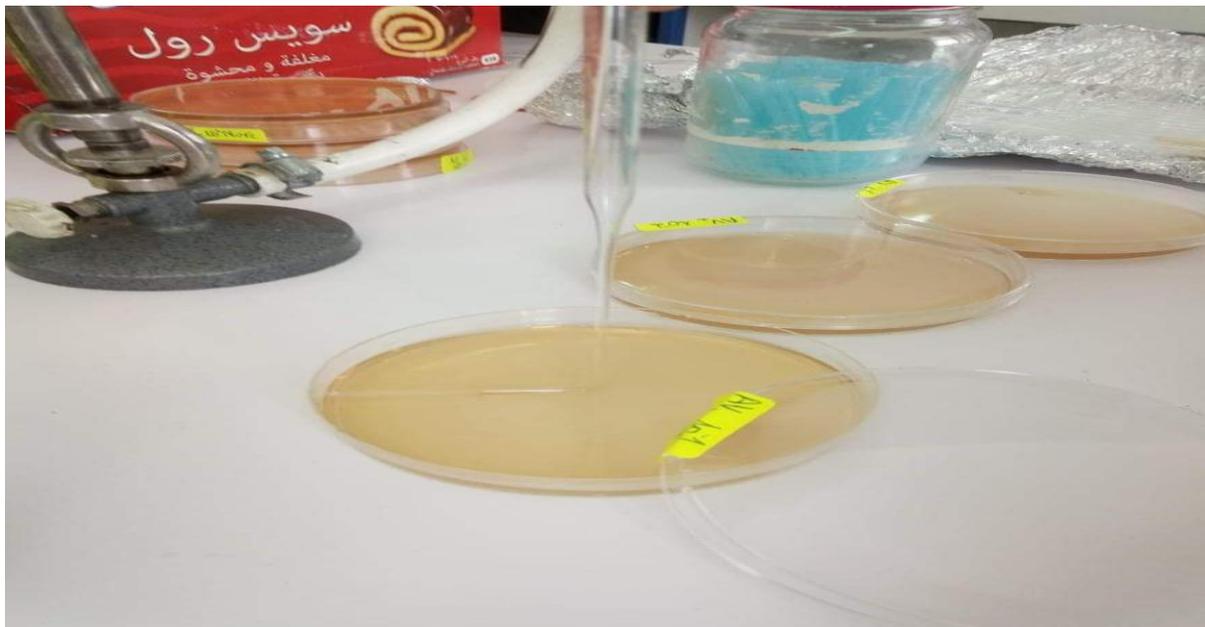


Figure 9. Ensemencement par râseau.

Expression des résultats : Les résultats du dénombrement de la flore fongique totale dans les différents endroits ciblés de chaque Hammam, ont été calculés à partir de la moyenne arithmétique des unités formant colonies sur deux boîtes de pétri. Seules les boîtes contenant entre 15 et 150 colonies au niveau de deux dilutions successives sont retenues pour le dénombrement (Mouria *et al.*, 2012). Selon l'équation suivante :

$$N = \frac{\Sigma \text{colonies}}{V \text{ ml} \times (n1 + 0,1 n2) \times d1}$$

Où :

N : Nombre d'UFC par gramme ou par ml de produit initial.

Σ colonies : Somme des colonies des boîtes interprétables.

V : Volume de solution déposée (0.5ml).

n1 : Nombre de boîtes considéré à la première dilution retenue.

n2 : Nombre de boîtes considéré à la seconde dilution retenue.

d1 : Facteur de la première dilution retenue.

3.2.3. Isolement et identification des flores fongiques

3.2.3.1. Isolement

L'isolement des champignons se fait après ensemencement des prélèvements sur le milieu d'isolement (milieu Sabouraud Gentamicine et milieu Sabouraud Gentamicine Actidione), on effectue une série des stries serrées à la surface du milieu afin d'obtenir des colonies bien séparées (fig. 10). Ensuite incuber les boites à 27C°, observées quotidiennement durant 4 semaines (Pitt et Hocking, 2009).

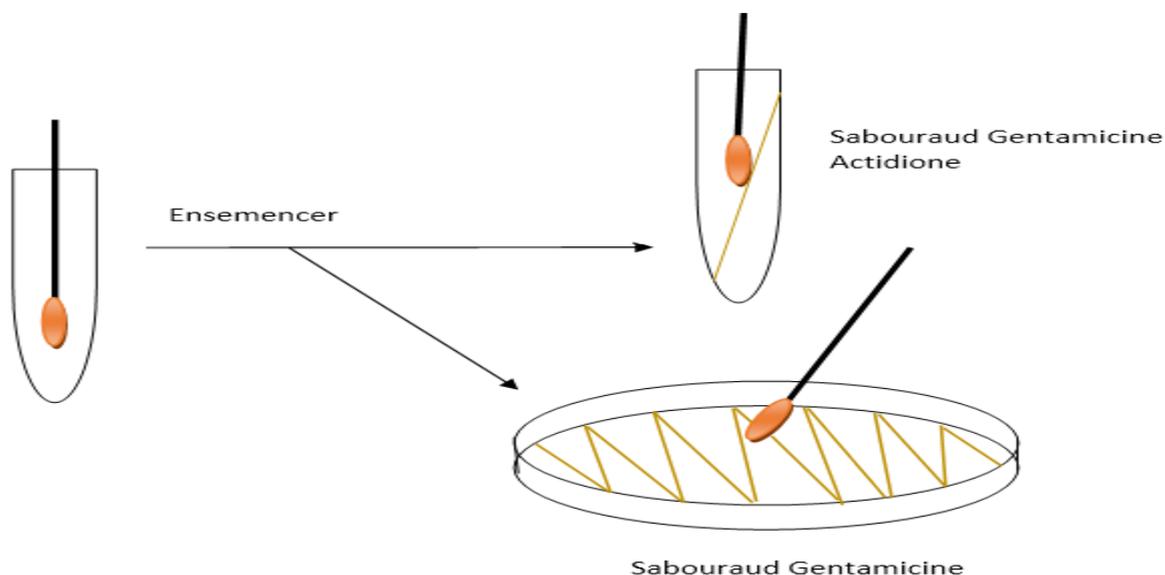


Figure 10. Ensemencement des prélèvements sur le milieu d'isolement.

3.2.3.2. Examen des colonies fongiques

La technique de scotch (Drapeau) consiste à adhérer à l'aide d'un bout de scotch une fraction mycélienne à partir d'une culture jeune et de la coller sur une lame contenant quelques gouttes de Lactophénol (fig.11). L'identification se fait sous microscope (Chabasse et *al.*, 2002).

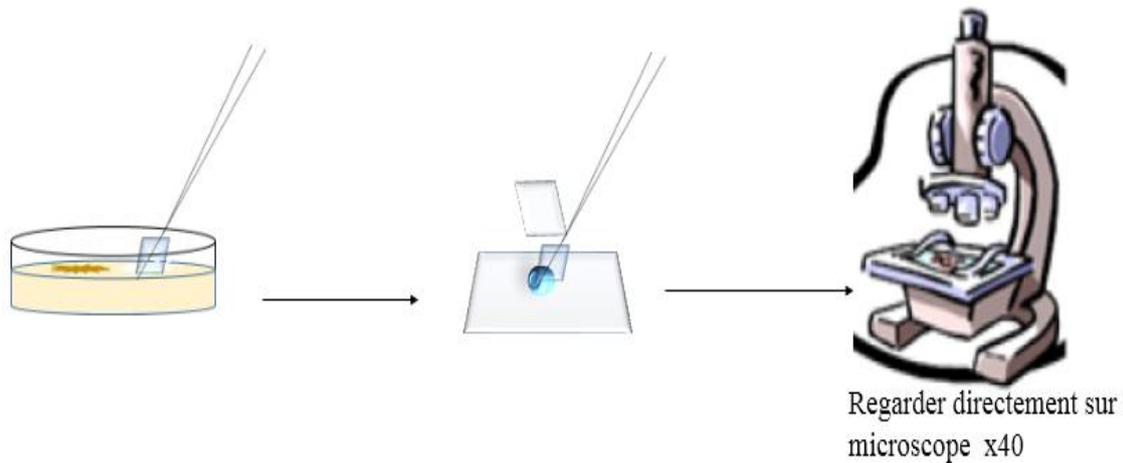


Figure 11. La réalisation de teste de drapeau (scotch).

3.2.3.3. Identification

L'identification des espèces est réalisée par observation des caractères macroscopiques sur les différents milieux de culture (croissance, couleur, aspect ... de la colonie) et des caractères microscopiques sous microscope optique (mycélium, conidiospores, structures de résistance, éventuellement forme sexuée...etc.) (fig.12), après une série de repiquages successive jusqu'à la purification des champignons, en utilisant le bleu coton comme liquide de montage et en se référant à différentes clés de détermination (Mouria et *al.*, 2012).

L'identification a été réalisé au laboratoire de Mycologie-Parasitologie du CHU de Batna.



Figure 12. Observation des caractères macroscopiques et microscopique.

a) Champignons filamenteux

L'identification des champignons filamenteux en routine repose essentiellement sur l'analyse des caractères morphologiques macroscopiques et microscopiques (Chabasse et *al.*, 2002).

✓ Examen macroscopique

Selon Chabasse et *al.* (2002) :

- La vitesse de pousse : est une bonne orientation, elle peut être rapide, lente ou même très lente.

- L'aspect des colonies : les moisissures ont une texture : duveteuse, laineuse, cotonneuse, veloutée, poudreuse ou granuleuse ; et parfois certaines avoir une apparence glabre en raison de l'absence ou la pauvreté du mycélium aérien.

- La couleur de la colonie : la présence d'un pigment diffusant dans la gélose est un élément pertinent d'orientation.

✓ Examen microscopique

L'identification se fait sous microscope pour identifier l'espèce des moisissures selon :

Le thalle végétatif, la couleur des hyphes, l'origine et l'aspect des spores, présence de chlamydospores, modes de formation et groupement des conidies (Chabasse et *al.*, 2002 ; Hamed, 2009).

b) Les levures

L'identification repose sur la morphologie des cultures et l'aspect microscopique.

✓ Examen macroscopique

La sélection des colonies de levures a été effectuée sur la base des critères suivants : la taille (Grande, moyenne, petite), la couleur (Blanche, rose, orange, jaune), la forme (Plate, bombée, arrondie), la consistance ou la texture des colonies (Lisse, rugueuse, duveteuse, luisante, épaisse, collante) (Hamed, 2009).

✓ Examen microscopique

Les levures sont repiquées sur milieu Sabouraud pour identification ultérieure à l'aide d'une série de test biologiques et biochimiques (Hamed, 2009 ; Bouchara et *al.*, 2010). Cette galerie s'est résumée à cinq (5) testes dont :

- La croissance à 37C° sur gélose Sabouraud
- Recherche des chlamydospores sur gélose Rice Cream (RAT).

- Recherche de la sensibilité à l'actidione (antibiotique) sur gélose.
- Test du blastese dans sérum (production de tube germinatifs)
- Recherche d'une uréase sur milieu Urée-Indole.

Nous avons pu réaliser juste ces deux tests :

- Test de chlamydosporulation sur le milieu Rice Cream

Ce test permet de mettre en évidence les chlamydozores de *Candida albicans* sur un milieu de culture à base de riz. Sur milieu PCB (pomme de terre, carotte, bile) ou RAT (crème de riz, agar, tween 80), *C. albicans* produit en 24h à 48h à 20-25C° des chlamydozores à l'extrémité de pseudofilaments (Bouchara et *al.*, 2010).

- Résistance à l'actidione sur Sabouraud

L'Actidione ou la Cycloheximide est un antibiotique actif sur les champignons commensaux ou saprophytes, les bactéries et levures. On ensemence de manière stérile, une colonie de levure sur gélose Sabouraud additionnée d'actidione puis on incube à 37C° durant 48h à 72h. toute croissance sur ce milieu de culture indique une résistance à l'Actidione (Bouchara et *al.*, 2010).

3.2.4. Analyse statistique

Le traitement statistique des résultats obtenus a été établi en utilisant le logiciel « IBM SPSS Statistics 20 » de SPSS Inc, Chicago, Illinois, USA. Nous avons utilisé l'analyse de variance (ANOVA 2) au seuil de $\alpha=5\%$, suivi par le test Tukey pour les comparaisons multiples et la détermination du taux de signification.

Chapitre 4.

Résultats et discussion

4.1. Dénombrement de la flore fongique totale

4.1.1. La flore fongique des surfaces

A partir des vingt-quatre (24) prélèvements (sol, murs, table de massage et piscine) qui sont isolés des trois Hammams (les 4 endroits x 2 x 3 Hammams), soixante-douze (72) boîtes ont étéensemencées sur Sabouraud avec la Gentamicine (24 x 3 dilutions).

Seules les boîtes contenant entre quinze (15) et cent cinquante (150) colonies sont retenues pour le dénombrement. Parmi les (72) boîtes, vingt boîtes (20) représentent les échantillons qui ont été effectués après la désinfection, ces boîtes ont été complètement stériles. Les restes ; cinquante-deux boîtes ont été présentées un développement des champignons seulement trente-six boîtes obtenues avant la désinfection contiennent un nombre suffisant pour faire le dénombrement, le reste des boîtes représentées (16 boîtes) par des prélèvements qui ont été pris après la désinfection contiennent un nombre insuffisant des colonies fongiques (< 15), selon Anaissie et al. (2002) ont rapporté que le nettoyage des sols à l'eau réduisait les champignons aéroportés.

Tous les Hammams étudiés présentaient des résultats positifs concernant la charge fongique totale (100%).

Les résultats ont été exprimés en logarithme décimal d'UFC sur la surface prélevée (\log_{10} UFC/cm²) (Mouria et al., 2012).

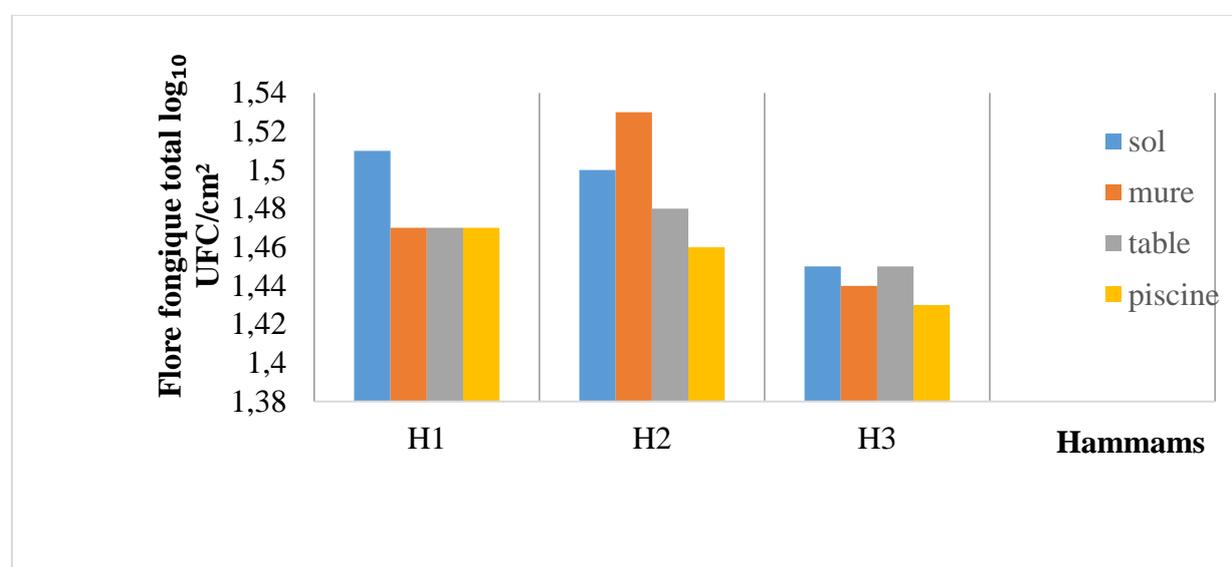


Figure 13. La charge de la flore fongique en fonction des trois hammams étudiés et les endroits sélectionnés.

D'après les résultats fournis par l'histogramme de (fig.13), on a noté que :

Hammam 01 : on a remarqué aussi que le sol a enregistré la valeur la plus élevée avec $1,51 \log_{10}$ UFC/cm² et $1,47 \log_{10}$ UFC/cm² pour les autres endroits.

Hamam 02 : Au niveau de murs on a enregistré un pic de $1,53 \log_{10}$ UFC/ cm^2 , suivie par le sol avec $1,50 \log_{10}$ UFC / cm^2 , table de massage avec $1,48 \log_{10}$ UFC/ cm^2 et la piscine par $1,46 \log_{10}$ UFC/ cm^2 .

Hamam 03 : On a détecté la valeur la plus élevée au niveau de table de massage et le sol avec $1,45 \log_{10}$ UFC/ cm^2 , le mur avec $1,44 \log_{10}/\text{cm}^2$ et la piscine avec la valeur la plus basse $1,43 \log_{10}$ UFC/ cm^2 .

On a remarqué que la charge fongique la plus élevée entre les trois Hammams est au niveau de mur dans Hamam 2 avec $1,53 \log_{10}$ UFC/ cm^2 , cette valeur élevée est due probablement à un taux d'humidité élevé dans les salles de bains pendant une longue période qui va accumuler et couler le long du mur ce qui va fournir des conditions favorables pour la croissance, la biodégradation et la décoloration pour les champignons hydrophiles (Ara et al., 2004 ; Hamada et Abe, 2009).

Alors que la valeur la plus basse de la charge fongique est détecté dans Hamam 3 au niveau la piscine avec $1,43 \log_{10}$ UFC/ cm^2 . Ce faible taux de charge fongique sera expliqué par le jour où nous avons échantillonné cet endroit qui coïncide avec le jour de nettoyage et le renouvellement de l'eau de cette piscine.

On s'oppose aussi que la haute température de l'eau dans toutes les piscines élimine certains champignons. La même conclusion trouvée par Gaksugur et *al.* 2006, qui trouvent que la haute température ralentisse la croissance de tout organisme eucaryote thermophile, les dermatophyte et les microorganismes infectieux sont tués par la haute chaleur de Hamam.

Contrairement aux études de Gaksugur et *al.* (2006) qui ont montrés que le sol et la table de massage ne contiennent aucune flore fongique, dans notre étude on a trouvé une charge fongique importante dans le sol.

Dans notre étude, la charge fongique au niveau la table de massage est beaucoup inférieur aux autres endroits. Dans l'étude de Benammar et *al.* 2016, la charge fongique la plus élevé a été détecté au niveau table de massage ; cette zone est un endroit où les gens effectuent des massages et gommage pour leurs peaux, donc c'est une zone riche en kératine et en crasse humaine utilisée comme source de nutriments pour les champignons (Hamada et Abe, 2009).

Comme on a dit à dessous, les boites qui sont obtenues après la désinfection contiennent soit un nombre insuffisant (16 boites) ou bien complètement stériles (20 boites), donc on peut conclure que la désinfection avec l'eau d'javel a été efficace.

4.1.2. La flore fongique de l'air

Dans chaque Hammam, on a exposé deux boîtes pétri une contenant Sabouraud + Gentamicine et l'autre Sabouraud + Gentamicine + Actidione à une chute de spore nature (technique de sédimentation).

100% de ces boîtes présentent un développement de flore fongique. Les nombres des colonies dans nos boîtes est dépassé largement 150 colonies, donc selon Mouria *et al.*, (2012), on ne peut pas faire un dénombrement de l'air. Seules les boîtes qui contiennent entre 15 et 150 colonies sont dénombrés.

Le test d'ANOVA a été réalisé à partir des moyennes logarithmiques avec l'analyse de variance univariée pour $\alpha=5\%$ des flores dénombrés entre les 4 sites sélectionnés des trois hammams étudiés.

Tableau 1. Les résultats de test d'ANOVA 2.

Source	\sum carré type	Ddl	Moyenne des carrés	D	Sig
Hamman	0.005	2	0.03	7.443	0.024
Endroit	0.002	3	0.01	1.802	0.247
Erreur	0.002	6	0	/	/
Total	0.1	11	/	/	/

A partir du tableau (1) on a remarqué lors de comparaison entre les trois Hammams :

- Les Hammams ont une influence sur la charge fongique.
- Par contre les endroits dans le même Hammam n'influencent pas sur la charge fongique.

L'influence du Hammam sur la charge fongique peut être due aux différentes caractéristiques environnementales (température et humidité) d'un Hammam à l'autre, mais également aux différentes techniques de nettoyage et de désinfection appliquées par chaque Hammam.

Contrairement à nos résultats, Benammar *et al.* 2016, trouvent que la flore fongique n'est pas significativement liée à la nature du Hammam.

Par ailleurs, il n'y a aucune influence des endroits sur la charge fongique. On peut expliquer ces résultats par le nettoyage effectué par les concierges qui a été manipulée de même manière et par les mêmes produits dans tous les endroits.

Pour faire une comparaison entre les Hammams enquêtés et déterminer le Hammam le plus contaminé nous avons utilisé le test de Tukey les résultats dans le tableau suivant :

Tableau 2. Représentation des résultats de Test de Tukey.

Hammam	N	Sous-ensemble	
		A	B
3,00	4	1.4425	
1,00	4	1.4800	1.4800
2,00	4		1.4925
Sig			,654

Selon résultats de tableau (2) on note que la moyenne de la charge fongique dans chaque Hammam étudié est différente. H 3 et H 2 appartient à des groupes différents (A) et (B) successivement mais H 1 appartient au même groupe avec H 3 et aussi avec le même groupe de H 2, donc on a le classé dans un autre groupe nommé (AB).

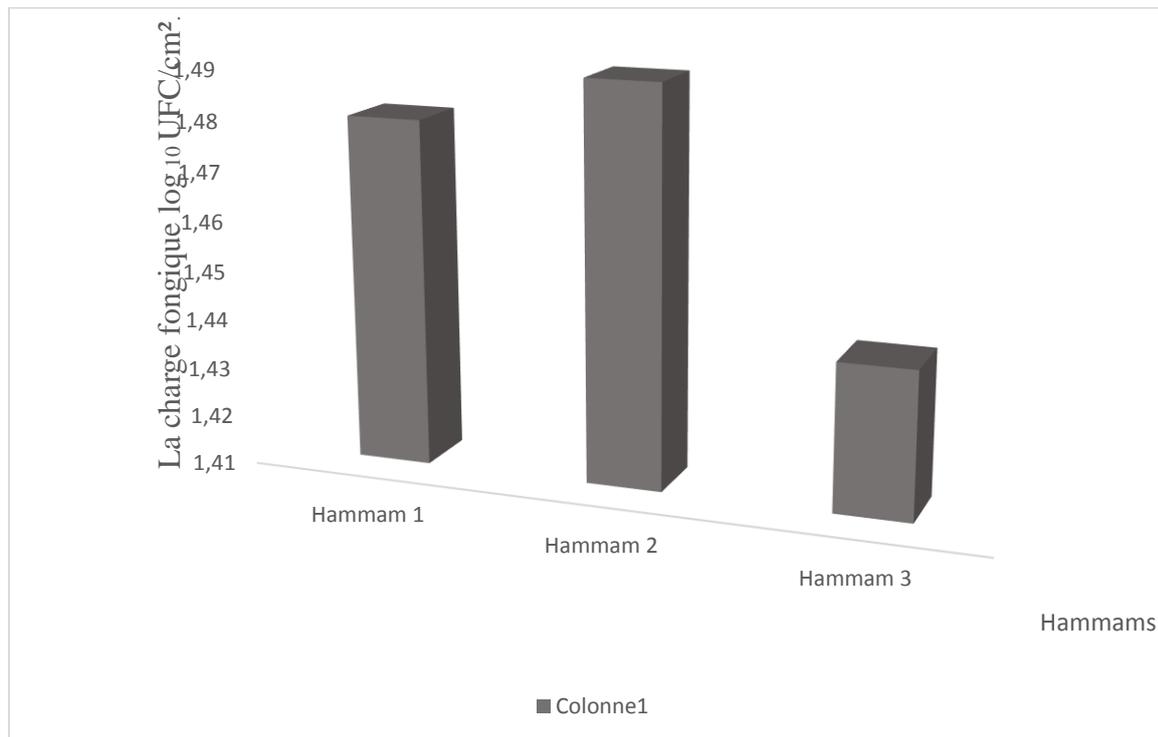


Figure 14. La moyenne de la charge fongique de chaque Hammam.

A l'aide des informations fournis par la figure.14, on a détecté que le Hammam le plus contaminé est le H 2 avec moyenne de la charge fongique de 1,49 log₁₀ UFC/cm², suivie par H1 (1,48 log₁₀ UFC/cm²), et H 3 (1,44 log₁₀ UFC/cm²), respectivement.

On peut conclure que tous les Hammams étudiés donnent des résultats positifs pour la contamination fongique, ce qui est compatible avec les conditions de croissance des champignons (humidité, la température et sources de nutriment).

L'âge moyen, la rénovation et la restauration peuvent influencer considérablement sur la flore fongique dans les bains traditionnels (Benammar et *al.*, 2016), et aussi les techniques et les méthodes d'hygiène dans les différents Hammams influence sur la charge fongique.

4.2. Isolement et identification de la flore fongique

On a fait 30 prélèvements (avant et après la désinfection) destinés pour l'isolement et l'identification des flores fongiques. Chaque prélèvement a étéensemencé sur les deux milieux de culture (Sabouraud Gentamicine et Sabouraud Gentamicine Actidione), donc le nombre total des boîtes ensemencées est 60 boîtes, dont 53 boîtes (88.33%) ont présenté un développement fongique (boîtes positives), et 7 boîtes (11.67%) restent stériles (boîtes négatives) (fig.15).

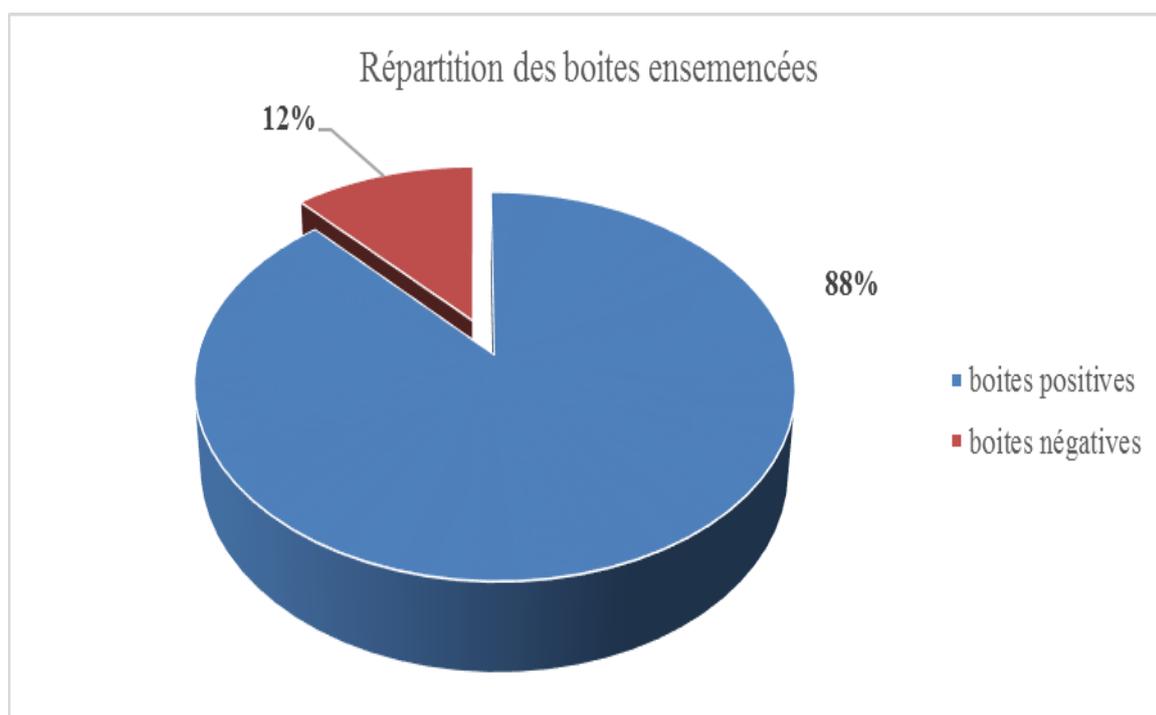


Figure 15. Répartition des boîtes ensemencées pour l'isolement.

4.2.1. Avant la désinfection

A partir des 30 boîtes qui ont été présentées un développement fongique, on a trouvé une fréquence de 73 d'isolats fongiques dans les Hammams étudiés comme suit :

Tableau 3. Fréquence des isolats fongiques dans les trois Hammams enquêtés avant la désinfection.

La flore fongique	Genre/ Espèce	Fréquence	Proportion %	
Moisissures	<i>Aspergillus</i>	18	24,65	Total 79,45
	<i>Penicillium sp.</i>	12	16,44	
	<i>Cladosporium sp.</i>	6	8,22	
	<i>Acremonium sp.</i>	5	6,85	
	<i>Fuserium sp.</i>	4	5,48	
	<i>Scopulariopsis sp.</i>	3	4,11	
	<i>Trichoderma sp.</i>	3	4,11	
	<i>Alternaria sp.</i>	4	5,48	
	<i>Scytaliduum sp.</i>	3	4,11	
Dermatophytes	<i>Trichophyton mentagrophyte</i>	3	4,11	
Levures	<i>Rhodotorula sp.</i>	3	4,11	16,44
	<i>Levures non identifiées</i>	9	12,33	

D'après les résultats des fréquences d'isolement des différents groupes fongiques à partir des Hammams enquêtés (tab. 3), les moisissures étaient la flore fongique la plus prédominante au niveau des Hammams avec un pourcentage de 79,45%, car c'est la flore la plus résistante aux conditions extrêmes incluant l'humidité élevée, les hautes températures ainsi que le nettoyage et la désinfection (Hamada et Abe, 2010).

La présence de moisissures dans l'environnement intérieur est habituelle car, possédant des organes polymorphes de dissémination et de survie (spores, conidies, ascospores), elles sont véhiculées par les mouvements d'air, par les êtres vivants et se déposent ou s'adsorbent sur tous les supports qui s'offrent à elles (Caillaud et al., 2006).

Une faible fréquence (16,44%) des levures a été rapportée dans notre étude comparée à la flore des moisissures, cela pourrait probablement être due à la suite de mesures anti activité fongique exercée par certains champignons (ex. *Aspergillus flavus*), ou à la méthode d'échantillonnage (Benammar et al., 2016). Ainsi (Pitt et Hocking, 2009) apportent que l'augmentation de la croissance des champignons filamenteux limitant le développement des levures.

Dans cette étude la fréquence des dermatophytes est (4.11%), cette valeur presque négligeable par rapport à la fréquence des autres flores (moisissures et levures), parce qu'ils sont très sensibles aux agents désinfectants qui inhibent leurs croissances ce qui est d'accord avec les résultats de (Benammar et al., 2016).

On a observé la présence des espèces dans des Hammams et l'absence dans des autres, et la fréquence de chaque espèce isolée se diffère selon le Hammam. Les résultats de la fréquence des flores fongiques dans chaque Hammam sont présentés dans le tableau suivant :

Tableau 4. Fréquence et pourcentage des flores fongiques isolées dans chaque Hammam.

Hammams		H 1		H 2		H 3	
La flore fongique		Fréq	%	Fréq	%	Fréq	%
Moisissures 79,45%	<i>Aspergillus</i>	5	17.86	7	28	6	30
	<i>Penicillium sp.</i>	4	14.28	4	16	4	20
	<i>Cladosporium sp.</i>	2	7.14	2	8	2	10
	<i>Acremonium sp.</i>	3	10.71	2	8	0	0
	<i>Fusarium sp.</i>	2	7.14	1	4	1	5
	<i>Scopulariopsis sp.</i>	2	7.14	1	4	0	0
	<i>Trichoderma sp.</i>	1	3.57	0	0	2	10
	<i>Alternaria sp.</i>	2	7.14	1	4	1	5
	<i>Scytalidium sp.</i>	1	3.57	1	4	1	5
Dermatophytes 4.11 %	<i>T mentagrophyte</i>	1	3.57	1	4	1	5
Levures 16.44 %	<i>Rhodotorula sp.</i>	1	3.57	1	4	1	5
	Levures non identifiées	4	14.29	4	16	1	5
Fréquence total		28		25		20	

* Fréq : Fréquence. ** % : pourcentage.

La biodiversité et la fréquence des isolats fongiques retrouvées au niveau des trois Hammams au cours notre enquête (tab. 4) sont illustrés comme suit :

Aspergillus a été le plus fréquent avec 18 isollements, suivi par *Penicillium sp.*, avec 12 isollements, et *Cladosporium sp.* avec 6 isollements, ont été les moisissures les plus fréquemment isolées avec un pourcentage de (24.65%, 16.44% et 8.22%) respectivement. On peut expliquer ce résultat par la résistance de l'*Aspergillus* et *Penicillium sp.*, jusqu'à 85 à 95% d'humidité relative (Ara et al., 2004).

Duchaine et Meriaux (2001) précisent que les spores sèches telles celles de *Aspergillus*, *Penicillium sp.*, et *Cladosporium sp.*, sont plus facilement aérosolisées que les spores humides comme *Acremonium sp.* Néanmoins parmi les spores sèches, Gorny et al. (2001) ont montré que la circulation d'air turbulente peut libérer des spores d'*Aspergillus* et de *Penicillium sp.* plus facilement que celles de *Cladosporium sp.*

Des études similaires ont montré que les moisissures les plus couramment isolées dans l'habitat sont *Penicillium sp.*, *Aspergillus*, et *Cladosporium sp.*, (Bex et al., 2006). Aussi les résultats de (Benammar et al., 2016) sont identique à celles que nous avons trouvés.

En effet, *Aspergillus* en particulier *Aspergillus niger* était présente dans ces trois bains traditionnels avec une fréquence importante 9 isollements suivie par *Aspergillus flavus* avec 4 isollements, *Aspergillus versicolor* avec 3 isollements, *Aspergillus nidulans* et *Aspergillus fumigatus* avec 1 seul isolement de chacune.

On compte plus de mille espèces différentes d'*Aspergillus*, dont *Aspergillus fumigatus*, *Aspergillus flavus*, *Aspergillus niger* et *Aspergillus versicolor*. Ces quatre espèces causent la plupart des affections chez l'homme, *Aspergillus fumigatus* est l'espèce qui a une affinité élevée à l'eau étant responsable de 80 % des cas cliniques signalés. Donc *Aspergillus fumigatus* est l'espèce la plus souvent incriminée en pathologie humaine (Soucy et Frenette, 2004 ; Fairs et al., 2010).

D'après notre résultats (tab 3 et tab 4), on remarque que la contamination de tous les Hammams par les espèces *Aspergillus*, *penicillium sp.*, *Cladosporium sp.*, *Fusarium sp.*, *Alternaria sp.*, *Trichophyton mentagrophytes*, *Scytalidium sp.* et les levures, c'est-à-dire que ces isolats fongiques étaient présents dans tous les trois Hammams enquêtés sachant que leurs fréquences varient d'une espèce à l'autre et de Hammam à l'autre.

Alternaria sp. ne semble pas être adapter à l'environnement humide des salles de bain ce qui explique leur pourcentage très bas dans notre étude malgré se trouve dans 100% des Hammams (Hamada et al., 2009).

Ce genre capable de produire une variété de mycotoxines et environ 70 métabolites toxiques (Janić et *al.*, 2019).

Scytalidium sp. survivent sur le sol où l'homme se contamine en marchant pieds nus et sont responsables d'infections superficielles très proches des dermatophyties d'où leur appellation de « pseudodermatophytes » (Maslin et Morand, 2002)

En revanche, d'autres moisissures sont retrouvées de manière sporadique comme la présence des espèces *Acremonium sp.*, *Trichoderma sp.*, au niveau du H1 et H2, et l'absence totale de ces deux espèces dans H3.

On peut proposer que le manque de ces espèces soit dû aux spores de certains champignons comme *Acremonium sp.* et *Trichoderma sp.* ont une paroi épaisse de consistance humide et restent collées entre elles par un mucus ; de ce fait, elles forment des amas plus lourds difficilement transportables par l'air. Les spores seront véhiculées par contact de l'homme, par les insectes, par l'eau mais rarement par l'air (Adelaïde, 2008).

Selon Rivier et *al.*, (2013), la présence de certaines moisissures exigeantes en eau comme *Trichoderma sp.* est un bon indicateur d'un excès d'humidité, donc peut être taux d'humidité dans le Hammam 3 plus faible para port les autre Hammams (1 et 2).

Scopulariopsis sp. est présente seulement dans Hammams H1 et H3. C'est un agent commun des onyxis des pieds a été rarement isolé des habitats et son pouvoir allergène n'est pas connu (Rivier et *al.*, 2013).

Pour les dermatophytes étaient trouvées au niveau des trois Hammams et la seule espèce isolée au cours cette étude était *Trichophyton mentagrophytes* avec 4.11%. Selon Benammar et *al.* (2016) l'utilisation des produits possédant des propriétés antifongiques contre les dermatophytes comme les produits cosmétiques et henna.

D'autre étude fait par Benammar et *al.* (2016) trouvait que le genre levurien le plus dominant est le *Candida sp.* Par ailleurs *Rhodotorula sp.* était le genre levurien identifié dans notre étude ; qu'est impliqué dans les candidémies chez le patient immunodéprimé (Rivier et *al.*, 2013).

4.2.2. L'effet de la désinfection sur la croissance les flores fongiques

On a testé l'efficacité d'un nettoyage simple avec un produit habituellement utilisé, l'eau de Javel dans les trois Hammams sur le développement fongique. Les résultats sont présentés dans le tableau suivant :

Tableau 5. La fréquence des isolats fongiques avant et après la désinfection.

Site	H 1		H 2		H 3	
Après /avant la désinfection	Av	Ap	Av	Ap	Av	Ap
Fréquence	28	12	25	11	20	12

Nos résultats montrent que la désinfection qui on a fait a été partiellement efficaces, parce qu'après la désinfection la fréquence des isolats diminué presque la moitié de nombre initiale dans tous les Hammams. Cela peut être due à un défaut dans la technique de nettoyage, comme non aménagement d'un temps de contact suffisant de l'eau d'javel pour inhiber la flore présente, ou bien la résistance des espèces qui se trouvés dans les Hammams.

L'élimination en profondeur s'effectue par un nettoyage approfondi, suivi d'un rinçage sans détrempeage, puis d'une désinfection par un produit fongicide (Caillaud et *al.*, 2006).

Les mesures efficaces d'élimination des moisissures consistent à éliminer en profondeur le mycélium (Le mycélium s'incruste plus ou moins profondément dans l'épaisseur du matériau contaminé en fonction de la nature de celui-ci), à le détruire efficacement (désinfection) et à éviter la dispersion des spores, tout en protégeant les utilisateurs (Caillaud et *al.*, 2006).

On peut conclure que le rappel de simples règles de bon sens peut suffire à maintenir le développement des champignons à un niveau acceptable pour la santé et le confort.

4.3. L'identification des flores fongique isolées

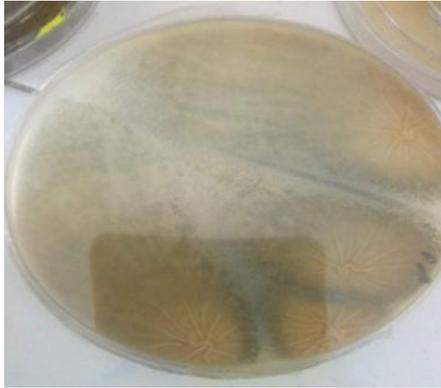
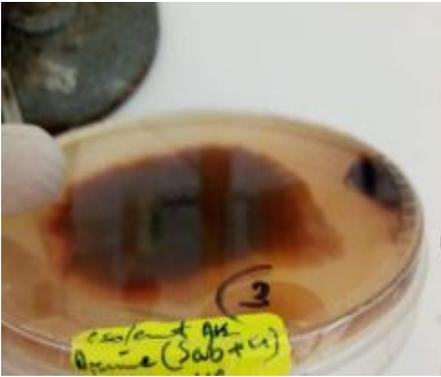
L'identification de ces espèces repose sur des critères macroscopiques :

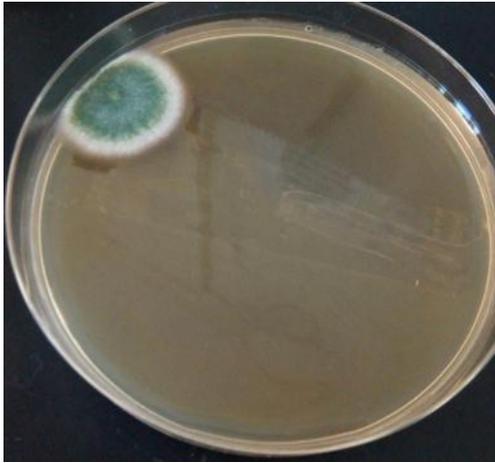
- ✓ La couleur des colonies comme le vert pour le genre *Penicillium sp.*
- ✓ La texture des colonies Lisse comme les levures ou duveteuse comme *Aspergillus flavus*.

Microscopiques comme la présence de macroconidies fusiformes chez *Fusarium*.

Les résultats d'identification sont présentés dans les tableaux suivants :

Tableau 6. Aspect macroscopique des principaux genres et espaces de moisissures isolés à partir des différents sites des Hammams.

Espèces / Genres	Isolés à partir	Aspect Macroscopique		Description
		Recto	Verso	
<i>Aspergillus niger</i>	H1 H2 H3			Sont granuleuses, blanches au début, puis jaunes et, à maturité, elles deviennent noires. Le revers des colonies est incolore ou jaune pâle (Tabuc, 2007).
<i>Aspergillus versicolor</i>	H2 H3			Recto :colonies peu extensives d'abord blanches, puis variée, rosée, jaunatre, ocre, parfois sur une meme colonie.Verso : incolore ou variant du jaune au brun rougeatre (Chabasse et al., 2002).

<p><i>Aspergillus flavus</i></p>	<p>H1 H2 H3</p>		<p>Forme des colonies duveteuses à poudreuses, d'abord blanches, puis jaune, puis vert-jaune. Le revers peut être incolore, rosâtre ou brun-rouge foncé pour les souches productrices de sclérotés (Tabuc, 2007)</p>	
<p><i>Aspergillus fumigatus</i></p>	<p>H1</p>		<p>pas de photo</p>	<p>Colonie blanche, puis bleu-vert virant ensuite au vert-foncé à gris noirâtre (Chabasse et <i>al.</i>, 2002).</p>

<p><i>Penicillium sp.</i></p>	<p>H1 H2 H3</p>			<p>La colonie habituellement duveteuse, poudreuse, de couleur variable, le plus souvent vert, mais parfois grise, jaune, ou rose. Le revers est incolore ou foncé. Un pigment diffuse parfois dans la gélose. (Chabasse et <i>al.</i>, 2002)</p>
<p><i>Fusarium sp.</i></p>	<p>H1 H2 H3</p>			<p>Forment des colonies duveteuses ou cotonneuses de couleur variable (blanche, crème, jaune, rose, rouge, violette ou lilas) selon les espèces. Le revers peut être crème, rouge à pourpre, lilas ou violet. Les pigments diffusent souvent dans la gélose (Tubac, 2007).</p>

<p><i>Cladosporium</i> <i>Sp.</i></p>	H1			<p>Les colonies ont une texture velouté ou floconneuse, parfois poudreuse. La couleur va du vert olive au brun noir très foncé, et le revers est brun noir (Chabasse et <i>al.</i>, 2002).</p>
	H2			
	H3			

Tableau 7. Aspect macroscopique des principaux genres de levure isolés à partir des différents sites des Hammams.

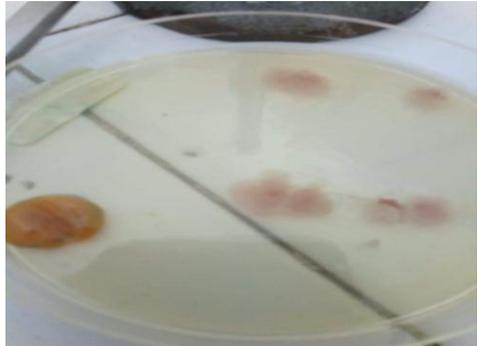
Espèces/ genres	Isolés à partir	Aspect Macroscopique		Description
		Recto	Verso	
<i>Rhodotorula sp.</i>	H 1 H 3			<p>La couleur orangée à rose des colonies sur milieu Sabouraud (Chabasse et <i>al.</i>, 2002).</p>

Tableau 8. Aspect macroscopique des principaux genres de dermatophyte isolés à partir des différents sites des Hammams.

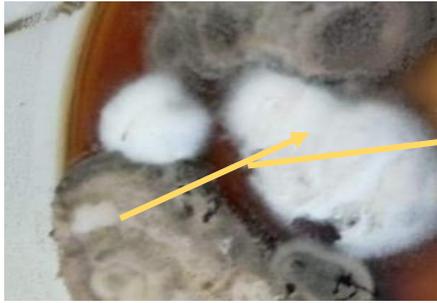
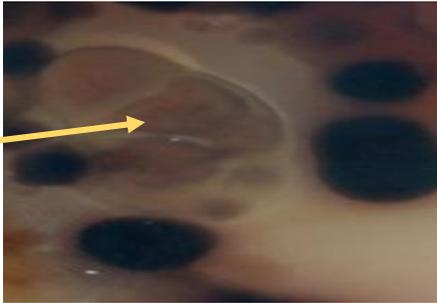
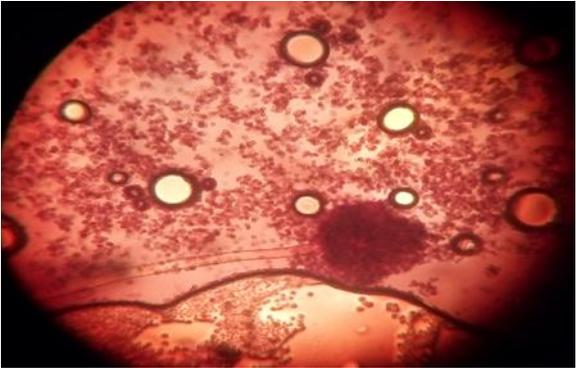
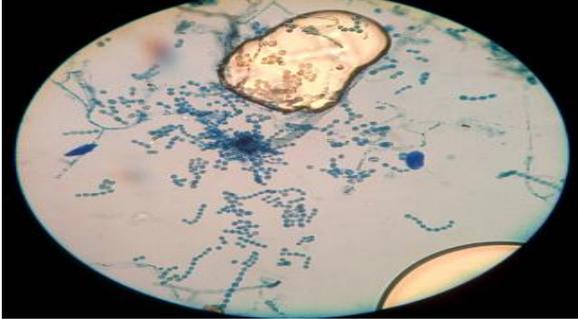
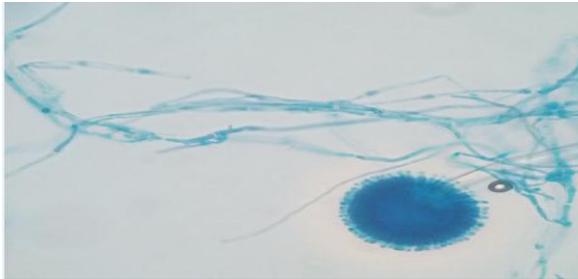
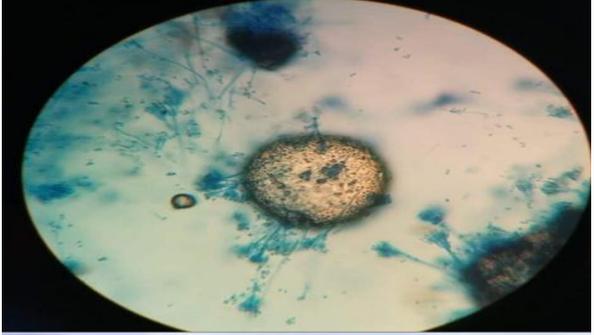
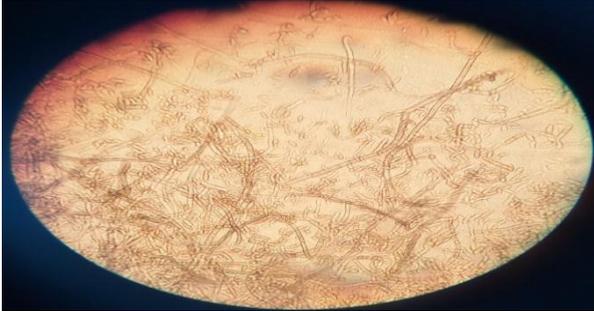
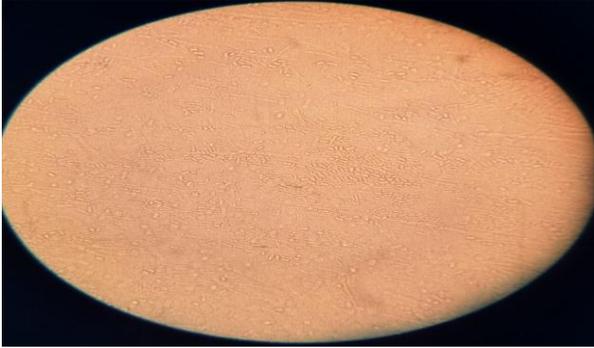
Espèces/ genres	Isolés à partir	Aspect Macroscopique		Description
		Recto	Verso	
<i>Trichophyton mentagrophytes</i>	H 1 H2 H3			Elles sont blanchâtres à crème au recto, avec un verso jaunâtre à brun (Chabasse et <i>al.</i> , 2002).

Tableau 9. Aspect microscopique des principaux genres de moisissures isolés à partir des différents sites des Hammams.

Espèces/ genres	Aspect Microscopique	Description
<i>Aspergillus niger</i>		Les têtes conidiennes, bisériées, radiées, sont disposées en plusieurs colonnes brunâtres ou noires (Tabuc, 2007).

<p><i>Aspergillus versicolor</i></p>		<p>Tête aspergillaire : bisériée radiée, les phialide portée par des métules insérées sur tout le pourtour de la vésicule (Chabasse et al., 2002)</p>
<p><i>Aspergillus flavis</i></p>		<p>Les têtes conidiennes, unisériées ou bisériées, d'abord radiées, puis reparties en plusieurs colonnes de spores mal individualisées, jaunâtres au début, puis vert-jaune foncé (Tubac, 2007).</p>
<p><i>Aspergillus fumigatus</i></p>		<p>Les têtes conidiennes, strictement unisériées, en colonne compacte sont d'abord bleu-vert puis virant au vert bronze (Tabuc, 2007).</p>

<p><i>Penicillium sp.</i></p>		<p>Se distinguent par leur organisation en pinceau. Le thalle, formé de filaments mycéliens septés et hyalins, porte des conidiospores lisses ou granuleux, simples ou ramifiés qui se terminent par un pénicille (Tabuc, 2007).</p>
<p><i>Fusarium sp.</i></p>		<p>La présence de macroconidies fusiformes et cloisonnées (le nom de <i>Fusarium</i> vient du latin « <i>fusus</i> » car les spores de ces moisissures sont en forme de fuseau) (Tabuc, 2007).</p>
<p><i>Cladosporium sp.</i></p>		<p>Les hyphes, septés, sont pigmentés. Ils produisent des conidiophores (encore plus foncés) de longueur variable (Chabasse et <i>al.</i>, 2002).</p>

Conclusion et Perspectives

Conclusion et Perspectives

Les Hammams traditionnels Algériens sont des lieux publics très fréquents considérés depuis longtemps comme patrimoine culturel et historique. Cependant, ces endroits fermés, chauds et humides peuvent constituer un facteur de risque grave et une source majeure des infections fongiques. Mais malheureusement, la flore fongique présente dans les Hammams traditionnels algériens n'est pas encore définie.

Dans notre étude on a choisi trois Hammams dans la wilaya de Biskra pour évaluer la flore fongique quantitativement et qualitativement dans cinq endroits (sol, murs, table de massage, piscine et l'air) afin de connaître le Hammam le plus contaminé et le genre pathogène le plus prédominant et de tester sa sensibilité vis-à-vis d'un désinfectant.

Les résultats de l'analyse quantitative montrent que les trois Hammams enquêtés présentent une contamination fongique. En plus l'étude statistique montre que la charge fongique dépend significativement avec le Hammam par contre les endroits dans le même Hammam n'influencent pas sur cette charge.

Selon les résultats des analyses qualitatives obtenues par diverses méthodes mycologiques ont été réalisées, on a trouvé que les moisissures sont la flore la prédominante avec 79,45%, dont *Aspergillus*, *Penicillium sp.*, et *Cladosporium sp.* sont les espèces qui représentent plus de 50% de cette flore, suivie par les levures (16,44%) qui ont été représentées par *Rhodotorula sp.*, les dermatophytes (4,11%) ont été représentés par un seul genre *Trichophyton mentagrophytes*. Après l'utilisation d'un désinfectant (eau de Javel), la fréquence de toute la flore fongique a été diminuée de moitié (50%) de nombre initial de la flore fongique.

Par ailleurs, un vaste travail mériterait d'être mené en expérimentant comme d'élargir la période d'étude afin de connaître l'influence des saisons sur la flore fongique des Hammams, aussi de couvrir non seulement les Hammams des femmes mais aussi les Hammams utilisés par les hommes afin de voir l'influence de sexe sur la biodiversité de la flore fongique.

D'autre part les examens macroscopiques et microscopiques utilisés au cours de notre étude n'étaient pas suffisants pour faire l'identification de tous les genres fongiques pour cela il faut utiliser des techniques moléculaires plus précises comme l'hybridation et PCR...ect, ce sont des méthodes rapides et plus sensibles.

Références bibliographiques

Références bibliographiques

Absi K. 2012. Nidification et production des populations de tourterelles des bois, Turquie et Maillée (*Streptopelia turtur*, *S decaocto* et *S senegalensis*) dans les Oasis Sud Est des Ziban: Science Agronomique. These de Magister, Université Mohamed Khaider, Biskra, 167 p.

Adelaïde N. 2008. Évaluation de l'aérocontamination fongique dans les environnements intérieurs : Sciences agricoles. Thèse de Doctorat, Université Paris XII VAL DE MARNE, Français, p.189.

AFSSA. 2009. Risques liées à la présence de moisissures et levures dans les eaux conditionnées. 53p.

Anofel B.F., Dardé M.L., Debourgogne A., Delhase L., Houzé S., Roques C. 2017. Dermatophytoses, Parasitologie et Mycologie Médicales. 409p.

Ara K., Aihara M., Ojima M., Toshima Y., Yabune C., Tokuda H., Kawai S., Ueda N., Tanaka T., Akiyama K., Takatori K. 2004. Survey of fungal contamination in ordinary houses in Japan. *Allergology International*. 53(4) : 369–377.

Benammar L., Menasria T., Chergui A., Benfiala., Ayachi A. 2016. Indoor fungal contamination of traditional public baths (Hammams). *International Biodeterioration & Biodegradation* 117 : 115 122.

Bensch K., Braun U., Groenewald J.Z., Crous P.W. 2012. The genus *Cladosporium*. *Studies in Mycology*. 72 : 1–401.

Bex V., Barral S., Durreaux M., Bordonave L., Mouilleseaux A., Squinazi F. 2006. Audits environnementaux dans l'habitat : l'expérience du laboratoire d'hygiène de la ville de Paris. *Journal de mycologie médicale*, 16(4) :197-203.

Blanchard.E., Gabriel.F., Jeanne-Leroyer.C., Servant.V., Dumas P.Y. 2018. *Aspergillus* pulmonaire invasive. *Maladies respiratoire*. 35 : 171-187.

Botton B., Breton A., Fevre M., Ganthier S., Gux P.H., Larpent J.P., Reymond P., Sanglier J.J., Vayssier Y., Veau P. 1990. Moisissures utiles et nuisibles importances industrielles. Deuxième Edition. Dunod. 512 p.

Bouchara J. P., Pahet M., Gentile L., Chabasse D. 2010. Cahier de formation biologie médicale, les levures et levroses. France : Bioforma. 113p.

- Bouix M., Leveau J. Y. 1999. Production des enzymes. Lavoisier. Paris. pp. 216-244.
- Bourouda N. 2010. Place de l'antifongogramme dans la prise en charge des infections fongiques. Thèse du Doctorat en pharmacie, Université Mohammed, Rabat, pp. 15-46.
- Caillaud D., Annesi-Maesano I., Bennedjai N., Bex V., Blay F., Chappin D., Dalphin J.C., Fabre C., Garans M.M. 2006. Contaminations fongiques en milieux intérieurs : Diagnostic effets sur la santé respiratoire conduites à tenir. Conseil supérieur d'hygiène publique de France. 101p.
- Caillaud D., Marson D., Meunier O. 2006. Methodes d'éviction des moisissures. Revue Française d'Allergologie et d'Immunologie Clinique, 46 (3) : 216-220.
- Chabasse D., Bouchara J.P., Gentile L., Brun S., Cimon B., et Penn P. 2002. Cahier de formation Biologie médicale, Les moisissures d'intérêt médical, France : *Bioforma*. 160p.
- Chabasse D., Bouchara J.P., Gentile L., Brun S., Cimon B., et Penn P. 2004. Cahier de formation Biologie médicale No 31, Les dermatophytes, France : *Bioforma*. 158p.
- Chabasse D., Contet-Audonneau N., Bouchara J.P., et Basile A.M. 2008. Moisissures, dermatophytes, levures, du prélèvement au diagnostic. Edition Biomérieux. 186p.
- Chabasse D., Guiguen C., Contet-Audonneau N. 1999. Mycologie médicale, Elsevier Masson, 324p.
- Chabasse D., Piheta M., Bouchaar J.P. 2009. Émergence de nouveaux champignons pathogènes en médecine. *Revue Francophone des Laboratoire*. 416 : 71-86.
- Chabasse D. 2013. Apport de l'examen direct dans les mycoses superficielles et profondes. *Journal de Biologie Médicale*. 1(4) : 250-255.
- Chantal B., Huguette B. 2006 Microbiologie-immunologie : Exercices d'application. 2^{ème} édition. Groupe Laisons S.A.P. pp. 34-39.
- CSHPF. 2006. Contaminations fongiques en milieux intérieurs, France. 100 p.
- Davet P., Rouxel F. 1997. Détection et isolement des champignons du sol. Edition Quae. France. 201p.
- Delarras C. 2007. Microbiologie pratique pour le laboratoire d'analyse ou de contrôle. Lavoisier. Paris. pp. 317-320.

Delphine M. 2012. Exposition aux moisissures en environnement intérieur : Méthodes de mesure et Impacts sur la santé. Thèse de Doctorat. Université Européenne de Bretagne. France.187p.

Duchaine C, Meriaux A. 2001. The importance of combining air sampling and surface analysis when studying problematic houses for mold biodiversity determination. *Aerobiol* ;17, pp.121 –125.

Fairs A., Wardlaw A.J., Thompson JR., Pashley C.H. 2010. Guidelines on ambient intramural airborne fungal spores. *Journal of Investigational Allergology and Clinical Immunology*. 20(6) : 490-498.

Gangneux F. R., Degeilha B., Chevriera S., Guiguena C., Gangneux J.P.2008. Mycoses profondes et transplantation. *Revue Francophone des laboratoires*. 38(403) : 41-48.

Ghidouche A-Y. K., Saidani A. 2018. Analyse de la valeur perçue à l'égard de la création d'un nouveau parc touristique et son impact sur les intentions comportementales. Cas : « Les jardins des Ziban de Biskra » : économie mondiale. 13(26) : 5.

Goksugur N., Karabay O., Kocoglu E .2006. Mycological flora of the Hammams, traditional Turkish bath. *Journal Compilation*. 49 (5) : 411-414.

Gorny RL., Reponen T., Grinshpun SA., Willeke K. 2001 Source strength of fungal spore Aerosolization from moldy building material. *Atmos Environ*, 35 : 4853 –4862.

Gravensen S., Nielsen P.A., Iversen R., Nielsen K.F. 1999. Microfungal contamination of damp buildings-examples of risk constructions and risk materials. *Environ Health Perspect*, 107 Suppl 3 : 505-8.

Halewyn M.A., Leclerc J.M., King M.N., Bélanger M., Legris M., Frenette Y.2002. Les risques à la santé associés à la présence de moisissures en milieu intérieur. Institut national de santé publique du Québec.159 p.

Hamada N., Abe N. 2010 . Comparison of fungi found in bathrooms and sinks. *Biocontrol science* .2(15) : 51-56.

Hamada N., Abe N. 2010 a. Growth characteristics of four fungal species in bathrooms. *Biocontrol science*. 15(3) :111-115.

Hamada N., Fujita T. 2000.Growth rate of fungi in bathrooms. *Mycoscience*. 41(4) : 296-301.

Hamada N. (2009). Physiological characteristics of 13 common fungal species in bathrooms. *Mycoscience*. 50(6) : 421–429.

Hamed B. 2009. Contribution à l'étude de la contamination superficielle bactérienne et fongique des carcasses camelines au niveau de laboratoire d'El-Oued : Surveillance de la chaîne alimentaire de la filière viande. Thèse de Magister en médecine vétérinaire, Université Mentouri de Constantine, Algerie, pp. 40-55.

Hoquette A., Grondin M., Bertout S., Mallié M. 2005 : Les champignons des genres *Acremonium*, *Beauveria*, *Chyso sporium*, *Fusarium*, *Onchocolata*, *Paecilomyces*, *Penicillium*, *Scedosporium*, et *Scopulariopsis* responsable de hyalolymphomycoses. *Journal de mycologie médicale*, pp.136-149.

Houbraken J., Ronald P., Robert A.S. 2014. Modern Taxonomy of Biotechnologically important *Aspergillus* and *Penicillium* species *Advances in Applied Microbiology*, Volume 86.

Ikram A., Hussain W., Satti M. L., Wiqar M. A. 2009. Invasive infection in a young immunocompetent soldier caused by *Scytalidium dimidiatum*. *Journal of the College of Physicians and Surgeons Pakistan*. 19(1) : 64-66.

INSPQ. 2002. Les risques à la santé associés à la présence des moisissures en milieu intérieur, Québec, p.5.

Janić H.E., Orčić D., Mastilović J. 2019. The Fate of Alternaria Toxins in the Wheat-Processing Chain. Flour and Breads and Their Fortification in Health and Disease Prevention, pp.37–51.

Maslin J., Morand J.J. 2002. Les scytalidiose (infections à *Scytalidium*). *Méd Top* 62(2) : 132-134

Mehenni N. 2011. La reconnaissance architecturale d'un patrimoine socio-culturel cas de : Hammam « souk el-ghezel » de la medina de constantine. Thèse de magistère, Université Mentouri – Constantine, p.318

Moulinier C. 2003. Parasitologie et mycologie médicales : éléments de morphologie et de biologie. Ed. Médicale Internationales. Lavoisier. 796 p.

Mouria B., Ouazzani-Touhami A., et Douira A. 2012. Isolement et identification de la mycoflore du compost des déchets urbains solides. *Nature et Technologie*. 9 :13-28.

Moussi A. 2012. Analyse systématique et étude bio-écologique de la faune des acridiens (Orthoptera, Acridomorpha) de la région de Biskra, Thèse de doctorat, Université Mentouri Constantine, p.112.

Nicklin J., Graeme-Cook k., Paget T., Killington R. 2000. L'essentiel en microbiologie. Berti. Paris. pp.210-216.

Niknam N., Mankame S., Hal., Gantam G. 2017. *Acremonium pneumoniae* in an AIDS patient.ID cases, 8, 75-76.

Peres N T.A., Maranhão F.C.A., Rossi A., Martinez-Rossi N.M. 2010. Dermatophytes : host-pathogen interaction and antifungal resistance. *Brazilian Annals of Dermatology*. 85(5) : 657-67.

Pitt J.I., Hocking A.D. 2009. Fungi and Food Spoilage. Troisième Edition. Springer. Pp.19-52.

Rivier A., Guillaso M., Flabbe J.A. 2013 . Contamination fongique de l'habitat Lorrain : Enquête préliminaire au domicile des patients. *Revue française d'allergologie* 54(2) : 44-50.

Sarika G., Purva A., Rajawat R., Saksham G. 2014. Prevalence of dermatophytic infection and determining sensitivity of diagnostic procedures. *International Journal of Pharmacy and Pharmaceutical Sciences*. 6(3): 35-38.

Silva R. N., Steindroff A. S., Monteiro V. N. 2014. Biotechnology and Biology of *Trichoderma*. Brésil, p 363.

Smith P.B., Steinbach W.J. 2018.Candida species. Principles and practice of pediatrics infectious diseases. pp. 1231-1237.

Soucy M., Frenette Yves. 2004. Aspergillose bronchopulmonaire allergique chez un employé de bureau. *Le médecin du Québec*, 39(10) :105-108.

Spicer J.W.2003. Pratique clinique en bactériologie, mycologie et parasitologie, Edition Flammarion. Paris. 211p.

Squinazi F.2002. La pollution de l'air à l'intérieur des bâtiments : Edition scientifique et médicale. Laboratoire d'hygiène de la ville de Paris. P248-255.

Sutton D. A., Rinaldi M. G., Stephane E.S. 2009. Dematiaceous *fungi*. *Clinical Mycology*, pp. 329-354.

Tabuc C. 2007. Flore Fongique de différents substrats et conditions optimales de production des mycotoxines : pathologie, mycologie, génétique et nutrition, Thèse de doctorat d'état, L'université de bucarest, p.190

Tony H., Paul S.1997. Atlas de poche de microbiologie. Flammarion Médecine-sciences. Paris. p.238.

Woudenberg J. H., Seidl M. F., Groenewald J. Z., de Vries M., Stielow J. B., Thomma B. P. H. J., Crous, P. W. 2015. *Alternaria section Alternaria : Species, formae speciales or pathotypes* *Studies in Mycology*, 82 : 1–21.

Annexes

Annexe 1

Milieu de culture, colorant et réactif

1) Milieu Sabouraud

Utilisée pour l'isolement et la culture des champignons (levures, moisissures et dermatophytes) issus d'échantillons cliniques.

Composition pour 1 L

Néopeptone	10 g
Glucose	20 g
Agar	20 ml
Eau distillée	1000 ml
Ph	5-5 à 6

En général, le développement des bactéries est inhibé grâce à l'addition d'antibiotiques au milieu (chloramphénicol à 500ug/ml, gentamicine 40ug /ml ou pénicilline 500 ug /ml). Un autre antibiotique aux propriétés antifongiques (la cycloheximide) qui inhibe la croissance de certaines espèces pathogènes fongiques (Nieguitsila,2008 ; Ripert,2013).

Autoclaver pendant 15 min à 115°C. Conservation pendant 1 à 2 mois à 4 °C Attention ; une température supérieure entraîne certain degré de caramélisation du glucose.



2) **Milieu Rice Cream** (formule de Taschdjian modifiée par Vanbreuseghem et Tritsmans)

Intéressant pour la formation de chlamydospores et du pseudomycélium.

Composition pour 1 L

Crème de riz	10 g
Bacto agar	10 g
Tween	10 ml
Eau de ville	1,000 ml

3) **Bleu au Lactophénol**

Le bleu de méthyle est un bleu d'aniline habituellement appelé bleu coton. Permet l'observation des colonies fongiques au microscope.

Eau distillée	10 ml
Acide lactique	10 g
Phénol (cristaux)	10 g
Bleu de coton C4B (bleu de méthyle)	0,25 g
Glycérol	20g

Bleu coton= bleu coton C4B = bleu de méthyle = bleu d'aniline WS

Il faut dès lors conserver le bleu coton au Lactophénol à l'obscurité

Attention ! Le Lactophénol est un réactif relativement dangereux par le phénol qu'il contient, qui est toxique et corrosif, ainsi que par l'acide lactique, qui est irritant. Il est donc préférable d'éviter tout contact avec la peau ou les yeux. En cas de contact, se laver immédiatement. D'autre part, le bleu coton, comme son nom l'indique, se fixe très bien sur le coton (et sur d'autres textiles), où il provoque des taches indélébiles.

Annexe 2

Aspect microscopique et macroscopique de certains champignons présents au niveau des Hammams enquêtés



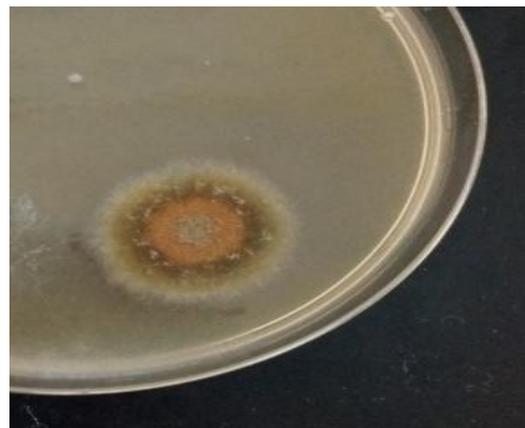
Levures non identifiées



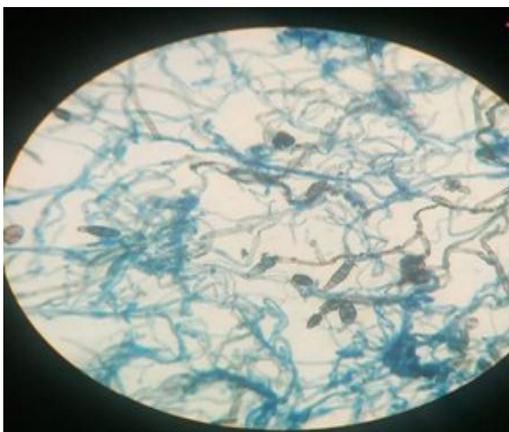
Scytalidium sp



Alternaria sp. (Microscopique)



Alternaria sp. (Macroscopique)



Trichoderma sp. (Microscopique)

المخلص

الحمام مسؤول عن انتقال الأمراض الناتجة عن الفطريات المجهرية وذلك لتوفر الشروط الملائمة لها مثل الحرارة والرطوبة. الهدف من الدراسة التي قمنا بها هو معرفة العدوى الفطرية في الحمامات التقليدية لولاية بسكرة كما ونوعا. نتائج التحليل الكمي للفطريات المجهرية اثبت ان قيمة التركيز الفطري الأكثر ارتفاعا كانت على مستوى جدار الحمام 2 أما بالنسبة لقيمة التركيز الفطري الأكثر انخفاضا فهي على مستوى المسبح بالحمام 3. من جهة اخرى التحليل النوعي للفطريات المجهرية بين ان العفن

الفطري تمثل النسبة للفطريات خاصة (*Aspergillus* (24,56%), *Penicillium sp.*, (16,44%)

أما بالنسبة للخمائر و الفطريات الجلدية فقد تم تحديد نوع واحد لكل منهما على التوالي:

Rhodotorula sp., *T mentagrophytes*. نتائج التنظيف بماء الجافيل بينت انه يقضي على الفطريات

المجهرية بنسبة 50% تقريبا من المجموع الكلي للفطريات

الكلمات المفتاحية: حمام، الفطريات، العدوى الفطرية، بسكرة.

Résumés

La responsabilité des Hammams dans la transmission des mycoses est fortement suspectée, compte tenu de la chaleur et de l'humidité qui les caractérisent. Notre travail s'intéressait à étudier la contamination fongique des différents endroits (surfaces et l'air) des trois Hammams traditionnels de la Wilaya de Biskra quantitativement et qualitativement. L'analyse quantitative de la flore fongique montre que la charge fongique la plus élevée est au niveau de mur de H2 avec $1,53 \log_{10}$ UFC/cm² ; et la valeur la plus basse a été enregistrée au niveau la piscine de H3 par $1,43 \log_{10}$ UFC/cm². Par ailleurs, l'analyse qualitative de la flore fongique indique que la prédominance des moisissures dans ces trois bains traditionnels dont les genres *Aspergillus* (24,56%) et *Penicilium sp.*, (16,44%) représentés les fréquences les plus importants, suivie par 12 isolats de levures dont un seul genre a été identifier : *Rhodotorula sp.*, et un genre de dermatophyte représenté par *Trichophyton mentagrophytes*. Les résultats de l'efficacité de nettoyage simple avec l'eau de Javel montre que l'élimination de la flore fongique a été Presque la moitié de nombre initie dans tous les Hammams.

Mots clés : Hammams, flore fongique, contamination, Biskra.

Abstract

The responsibility of Hammams in the transmission of mycoses is strongly suspected, because the heat and the humidity that characterize them. Our work is focused on studing the fungal contamination of the different places in three traditional Hammams of Biskra State quantitatively and qualitatively. Quantitative analysis of the fungal flora shows that the highest fungal charge is on the wall of H3 with $1,53 \log_{10}$ UFC/cm², and the lowest value was recorded at pool level of H3 by $1,43 \log_{10}$ UFC/cm². Otherwise the qualitative analysis of the fignal flora indicates that the prédominance of molds in these Hammams which the genera *Aspergilius sp* (24,56%) and *Penicilium sp* (16 ,44%) représentés the most important fréquences followed by 12 yeasts isolates of which only one genus was identified : *Rhodotorula sp* and one genus of dermatophytes represented by *T. mentagrophytes*. The results of simple cleaning effeciency of fungal flora was half of the initiel number in all Hammams.

Keywords : Hammam, fungal flora, contamination, Biskra.