

RÉPUBLIQUE ALGÉRIENNE DÉMOCRATIQUE ET POPULAIRE
MINISTRE DE L'ENSEIGNEMENT SUPÉRIEUR ET LA RECHERCHE
SCIENTIFIQUE



Université DJILLALI LIABES
FACULTÉ DES SCIENCES DE LA NATURE ET DE LA VIE
SIDI BEL ABBES
Département de Biologie

Mémoire de Master

Domaine : Science de la Nature et de la Vie

Filière : Sciences Biologiques

Option : Biotechnologie microbienne

Présenté par

M^{elle} Benchinoun Soumia

M^{elle} Keskas Soumia

Thème

Évaluation de l'aérocontamination fongique des blocs opératoires
du CHU Hassani Abd El Kader de Sidi Bel Abbés.

Soutenu le 28/09/2020

Devant le jury composé de :

Dr. Kanoun. K

Présidente

Dr. Guenaoui. K

Examinatrice

Dr. Bénine. M.L

Encadreur

Mr. Merad. Y

Co-encadreur

Année universitaire : 2019/2020

Remerciement

Tout d'abord nous remercions **ALLAH** le dieu tout puissant de nous avoir donné la force et le courage de terminer nos études.

Nous tenons à exprimer tout notre gratitude et remerciement à notre encadreur **Pr. Bénine ML** pour nous avoir accordé sa confiance et guidé notre travail

Ces orientations et encouragement à ces précieux conseils.

Un très grand remerciement à notre Co-encadreur **Mr. Merad .Y**

A son aide, ses compétences, et ses conseils judicieux.

Nous tenons à exprimer chaleureux remerciements au **Mme Kanoun. K** pour nous avoir fait l'honneur d'accepter de présider notre jury.

Nous adressons nos sincères remerciements à **Mme Chama. Z** pour la confiance qu'ils ont placée en nous, en acceptant d'examiner et de jury notre travail.

Nos remerciements les plus sincères aux :

L'équipe chirurgicale du service Chirurgie Infantile

L'équipe chirurgicale du Chirurgie Générale

Enfin, de tous ceux qui ont contribué de près ou de loin à la rédaction de ce travail, qu'ils trouvent ici l'expression très sincère de notre affectueuse reconnaissance.

KESKAS SOUMIA

BENCHINOUN SOUMIA

Dédicace

A l'aide de dieu, je dédie cette mémoire :

A mes chers parents pour tout ce que vous m'avez inculqué et appris.

À mon père, pour sa présence et son exemple, et en témoignage du respect que je le porte.

Merci pour ta confiance.

A ma très chère mère, affable, honorable, aimable : Tu représentes pour moi le symbole de la bonté par excellence, la source de tendresse et l'exemple du dévouement qui n'a pas cessé de m'encourager et de prier pour moi.

Ta prière et ta bénédiction m'ont été d'un grand secours pour mener à bien mes études.

Je te dédie ce travail en témoignage de mon profond amour. Puisse Dieu, le tout puissant, te préserver et t'accorder santé, longue vie et bonheur.

A mes chers frères et sœurs, vous m'avez toujours encouragé dans tout ce que j'ai entrepris dans ma vie, me poussant à me surpasser. Merci d'avoir été la locomotive de ma vie et le pansement de mon cœur.

Mon très cher frère : Keskas Boudjema, les mots ne suffisent guère pour exprimer mon gratitude pour toi. Mon ange gardien et mon fidèle compagnon dans les moments les plus délicats de cette mémoire.

Je te dédie ce travail avec tous mes vœux de bonheur, de santé et de réussite.

KESKAS SOUMJA

Dédicace

Du profond de mon cœur, je dédie ce travail à tous ceux qui sont chers,

A MON CHÈRE PÈRE

*Aucune dédicace ne saurait exprimer mon respect, mon amour
étamé et ma considération pour les sacrifices que vous avez
consenti pour mon bien être.*

Je vous remercie pour tout le soutien et l'amour

*Que ce modeste travail soit l'exaucement de vos vœux tant
formulés, le fruit de vos innombrables sacrifices. Puisse
Dieu, vous accorder santé, bonheur et longue vie.*

A LA MEMOIRE DE MA CHÈRE MÈRE

*Ce travail est dédié à ma mère, décédé trop tôt, qui ma
toujours poussée et motivée dans mes études. Puisse
Dieu, le tout puissant, l'avoir en sa sainte miséricorde.*

A MES TRÈS CHÈRE FRÈRE ET SŒUR

*Puisse Dieu vous donne santé, bonheur, courage et
surtout réussite.*

BENJINOUN SOUMJA

Résumé

Introduction : Dans les environnements hospitaliers, notamment les blocs opératoires, la qualité de l'air intérieur est un facteur important de prévention des infections du site opératoire (ISO). En effet, les champignons aéroportés constituent un danger potentiel pour les patients hospitalisés dans les services à risque d'infections fongiques nosocomiales y compris les immunodéprimées.

Objectif : L'objectif de notre travail a été d'évaluer la qualité de l'air du bloc opératoire de CG et CCI du CHU Abdelkader Hassani ainsi de déterminer de la composition de la flore fongique aérienne trouvée.

Matériel et méthodes : Quarante (40) échantillons ont été prélevés durant le mois du Mars 2020. Au sein des deux services pendant quatre jours en utilisant la méthode de sédimentation passive. Les colonies ont été identifiées selon leurs caractéristiques macroscopiques et microscopiques.

Résultats : Notre série de prélèvement a été totalement positive (100%), 4 classes fongiques globales ont pu être identifiées : *Phaéohyphomycètes* (92.5%), *Hyphomycètes* (32.5%), levures (17.5%), *Zygomycètes* (10%). Les champignons les plus couramment rencontrés étaient le genre *Cladosporium* (85%), *Alternaria* (30%) suivi par *Penicillium* (17.5%), *Rhodotorula* (12.5%), les autres champignons retrouvés ont été présents à des très faibles fréquences (*Aspegillus fumigatus* 5%, *Rhizopus* 10%, *Paecilomyces* 2.5%...).

Conclusion : Compte tenu du caractère opportuniste de ces nombreuses espèces, une surveillance microbiologique régulière de la qualité d'air est utile pour la maîtrise et la prévention des infections du site opératoire d'origine fongique et l'identification des situations critiques.

Mots clés : ISO, bloc opératoire, qualité d'air, aérocontamination fongique, hygiène environnemental

Abstract

Introduction: In hospital environments, especially operating theaters, indoor air quality is an important factor in the prevention of surgical site infections (SSI). Airborne fungi constitute a potential danger for patients hospitalized in departments at risk of nosocomial fungal infections, including the immunocompromised.

Objective: The objective of our work was to assess the air quality of the operating room of CG and CCI of the Abdelkader Hassani CHU as well as to determine the composition of the aerial fungal flora found.

Material and methods: Forty (40) samples were taken during the month of March 2020. Within the two departments for four days using the passive sedimentation method. Colonies were identified according to their macroscopic and microscopic characteristics.

Results: Our sample series was positive (100%), four (4) overall fungal classes could be identified: *Phaeohyphomycetes* (92.5%), *Hyphomycetes* (32.5%), *yeasts* (17.5%), *Zygomycetes* (10%). The fungi most commonly encountered were the genus *Cladosporium* (85%), *Alternaria* (30%) followed by *Penicillium* (17.5%), *Rhodotorula* (12.5%), the other fungi found were present at very low frequencies (*Aspegillus fumigatus* 5 %, *Rhizopus* 10%, *Paecilomyces* 2.5 %...).

Conclusion: Given the opportunistic nature of these many species, regular microbiological air quality monitoring is useful for the control and prevention of surgical site infections of fungal origin and the identification of critical situations.

Keywords: ISO, operating room, air quality, fungal air contamination, environmental hygiene

Liste des abréviations

ISO : L'Organisation internationale de normalisation.

OMS : Organisation Mondiale de la Santé

COV : Composés organiques volatils

CLIN : Comité de Lutte contre les Infections Nosocomiales

CHU : Centre Hospitalier Universitaire

CG : Service de Chirurgie générale

CCI : Service de Chirurgie Infantile

INSPQ : Institut national de santé publique de Québec

ORL : oto-rhino-laryngologie

ASPEC : Association pour la prévention et l'étude de la contamination.

AFNOR : L'Association française de normalisation.

CLIN : Comité de lutte contre les infections nosocomiales.

Liste des figures

FIGURE 1: ARBRE PHYLOGENETIQUE DU MONDE VIVANT	3
FIGURE 2: STRUCTURE DE LA PAROI FONGIQUE (STEPHANE BRETGANE,2008).....	5
FIGURE 3: PRESENTATION DES TROIS GROUPES DE MICROMYCETES D'INTERET MEDICAL (MASSON, 1996)	9
FIGURE 4: PRINCIPAUX GROUPES DES CHAMPIGNONS IMPLIQUES EN PATHOLOGIE HUMAINES (DRILLON, FROUIN, LETSCHER-BRU, & DONATO, 2011).....	10
FIGURE 5: HOPITAL DE LA CHARITE DE LILLE, SALLE D'EXAMEN. DEBUT XXe SIECLE (KEMP, 2015)	14
FIGURE 6: ORGANISATION DU BLOC OPERATOIRE (BUISSON, GUNEPIN, & LEVADOUX, 2008)	17
FIGURE 7: CIRCUIT A DOUBLE CIRCULATION : ISOLEMENT DU SALE (BUISSON, GUNEPIN, & LEVADOUX, 2008)	17
FIGURE 8: SITES DES INFECTIONS NOSOCOMIALES ET FACTEUR DE RISQUE PRINCIPAL POUR CHAQUE SITE. SCEMA : J.MACEY	23
FIGURE 9: PLAFOND A BASSE VITESSE (COMBET, 2009).....	38
FIGURE 10: FLUX TURBULENT (COMBET, 2009)	38
FIGURE 11: FLUX LAMINAIRE (COMBET, 2009)	39
FIGURE 12: LA FRICTION HYDRO ALCOOLIQUE	57
FIGURE 13: REPARTITION GLOBALE DES CLASSES FONGIQUES DANS LES DEUX BLOCS OPERATOIRES	65
FIGURE 14: REPARTITION DES CLASSES FONGIQUES ISOLES AU BLOC DE CCI.....	66
FIGURE 15: REPARTITION DE CLASSES FONGIQUES ISOLEES AU BLOC DE CG.....	67
FIGURE 16: DISTRIBUTION GLOBALE DES PHAEOHYPHOMYCETES	68
FIGURE 17: DISTRIBUTION GLOBALE DES HYPHOMYCETES.....	69
FIGURE 18: DISTRIBUTION GLOBALE DES LEVURES	70
FIGURE 19: DISTRIBUTION GLOBALE DES ZYGOMYCETES	71
FIGURE 20: DISTRIBUTION GLOBALE DES CHAMPIGNONS DE L'AEROFLORE DES BLOCS OPERATOIRES	72
FIGURE 21: DISTRIBUTION DES CHAMPIGNONS ISOLES DE L'AEROFLORE DU BLOC DE LA CG.....	74
FIGURE 22: DISTRIBUTION DES CHAMPIGNONS ISOLES DE L'AEROFLORE DU BLOC DE LA CCI	75
FIGURE 23: REPARTITION DE LA FLORE FONGIQUE ISSUE DES BLOCS OPERATOIRES (CCI, CG).....	78
FIGURE 24: QUELQUES SITES DE PRELEVEMENTS DU CG	XIX
FIGURE 25: QUELQUES SITES DE PRELEVEMENTS DU CCI	XIX
FIGURE 27: <i>PENICILLIUM SP</i> ASPECT MACROSCOPIQUE SUR GELOSE AU SABOURAUD (GAUCHE) (PHOTO DU LABORATOIRE DE PARASITOLOGIE MYCOLOGIE, CHU HASSANI ABDELKADER) ET ASPECT MICROSCOPIQUE AVEC UN VERTICILLE ET DES CONIDIES (DROITE) (INSPQ).....	XX
FIGURE 26: <i>ASPERGILLUS FUMIGATUS</i> ASPECT MACROSCOPIQUE SUR GELOSE AU SABOURAUD (GAUCHE) (PHOTO DU LABORATOIRE DE PARASITOLOGIE MYCOLOGIE, CHU HASSANI ABDELKADER) ET ASPECT MICROSCOPIQUE AVEC TETE ASPERGILLAIRE (DROITE) (INSPQ).	XX
FIGURE 28: <i>RHODOTORULA SP</i> ASPECT MACROSCOPIQUE SUR GELOSE AU SABOURAUD (GAUCHE) (PHOTO DU LABORATOIRE DE PARASITOLOGIE MYCOLOGIE, CHU HASSANI ABDELKADER) ET ASPECT MICROSCOPIQUE, COLORATION SIMPLE AU VIOLET DE CRISTAL. FLICKR	XX

Liste des tableaux

TABLEAU 1: ENTRETIEN DE LA SALLE DE SURVEILLANCE POST INTERVENTIONNELLE.....	45
TABLEAU 2: ENTRETIEN DE LA SALLE D'INDUCTION.....	47
TABLEAU 3: ENTRETIEN DE LA SALLE DE PREPARATION DES CHIRURGIENS.....	48
TABLEAU 4: ENTRETIEN DE L'ARSENAL STERILE.....	49
TABLEAU 5: ENTRETIEN DE D'AUTRES LOCAUX DE STOCKAGE.....	49
TABLEAU 6: ENTRETIEN DU SAS DE TRANSFERT.....	50
TABLEAU 7: ENTRETIEN DU SAS DE DECARTEONNAGE.....	51
TABLEAU 8: ENTRETIEN DU VESTIAIRE.....	51
TABLEAU 9: ENTRETIEN DU BUREAUX.....	52
TABLEAU 10: ENTRETIEN DE LA SALLE DE DETENTE.....	53
TABLEAU 11: ENTRETIEN DES COULOIRS DE CIRCULATION.....	53
TABLEAU 12: ENTRETIEN DE LA ZONE DE LAVAGE.....	54
TABLEAU 13: REPARTITION GLOBALE DES DIFFERENTS SITES DE PRELEVEMENTS DANS LES DEUX BLOCS OPERATOIRES.....	61
TABLEAU 14: TAUX DE POSIVITE GLOBALE.....	65
TABLEAU 15: REPARTITION GLOBALE DES DIFFERENTES CLASSES FONGIQUES DANS LES DEUX BLOCS OPERATOIRES.....	65
TABLEAU 16: REPARTITION DES CLASSES FONGIQUES ISOLEES AU BLOC DE CCI.....	66
TABLEAU 17: REPARTITION DES CLASSES FONGIQUES ISOLEES AU BLOC DE CG.....	67
TABLEAU 18: DISTRIBUTION GLOBALE DES PHAEOHYPHOMYCETES.....	68
TABLEAU 19: DISTRIBUTION GLOBALE DES HYPHOMYCETES.....	68
TABLEAU 20: DISTRIBUTION GLOBALE DES LEVURES.....	69
TABLEAU 21: DISTRIBUTION GLOBALE DES ZYGOMYCETES.....	70
TABLEAU 22: DISTRIBUTION GLOBALE DES CHAMPIGNONS DE L'AEROFLORE DES BLOCS OPERATOIRES.....	71
TABLEAU 23: DISTRIBUTION GLOBALE DES CHAMPIGNONS DE L'AEROFLORE DU BLOC DE LA CG.....	73
TABLEAU 24: DISTRIBUTION DES CHAMPIGNONS ISOLEES DE L'AEROFLORE DU BLOC DE LA CCI.....	74
TABLEAU 25: COMPOSITION DES MILIEUX DE CULTURES UTILISEES.....	XXI
TABLEAU 26: TECHNIQUES GENERALES DE DEPOUSSIERAGE APPLIQUEES AU BLOC OPERATOIRE.....	XXII
TABLEAU 27: TECHNIQUES GENERALES DU LAVAGE MANUEL APPLIQUEES AU BLOC OPERATOIRE.....	XXVI
TABLEAU 28: TECHNIQUES GENERALES DU LAVAGE MECANISE APPLIQUEES AU BLOC OPERATOIRE.....	XXX
TABLEAU 29: TECHNIQUES GENERALES D'ENTRETIEN PAR LA VAPEUR APPLIQUEE AU BLOC OPERATOIRE ..	XXXIII

Table de matière

RESUME

ABSTRACT

I.	INTRODUCTION.....	1
II.	PARTIE THEORIQUE.....	3
II.1.	CHAPITRE 01 : DONNEES BIBLIOGRAPHIQUES SUR LE PEUPEMENT FONGIQUES.....	3
II.1.1.	<i>Définition et généralité.....</i>	<i>3</i>
II.1.2.	<i>Propriétés principales des champignons</i>	<i>4</i>
II.1.2.1	Morphologie	4
II.1.2.2	Croissance.....	5
II.1.2.3	Reproduction	6
II.1.2.3.1.	Reproduction asexuée.....	6
II.1.2.3.2.	Reproduction sexuée.....	7
II.1.3.	<i>Classification des champignons</i>	<i>7</i>
II.1.3.1	Chytridiomycètes	7
II.1.3.2	Basidiomycètes	7
II.1.3.3	Zygomycètes	8
II.1.3.4	Ascomycètes	8
II.1.3.5	Deutéromycètes.....	8
II.1.4.	<i>Les principales catégories des champignons</i>	<i>10</i>
II.1.4.1	Les moisissures.....	10
II.1.4.2	Les levures	11
II.2.	CHAPITRE 02 : AEROCONTAMINATION FONGIQUE AU BLOC OPERATOIRE.....	13
II.2.1.	<i>Boc opératoire</i>	<i>13</i>
II.2.1.1	Rappel historique	13
II.2.1.2	Définition.....	14
II.2.1.3	Conception architecturale.....	14
II.2.1.4	Organisation et fonctionnement du bloc opératoire	16
II.2.1.4.1.	Organisation.....	16
II.2.1.4.2.	Fonctionnement.....	19
II.2.1.5	Les zones à risque dans le bloc opératoire.....	20
II.2.1.6	Infection au site opératoire.....	21
II.2.1.6.1.	Mesure de prévention spécifique.....	22
II.2.2.	<i>Aérocontamination fongique au bloc opératoire.....</i>	<i>24</i>
II.2.2.1	Définition.....	24
II.2.2.2	Mécanisme d'aérocontamination fongique	25
II.2.2.2.1.	Dispersion.....	26
II.2.2.2.2.	Sédimentation.....	26

II.2.2.3	Source d'aérocontamination fongique	27
II.2.2.3.1.	La présence des particules provenant de l'extérieure	27
II.2.2.3.2.	La présence des particules générées au bloc opératoire.....	27
II.2.2.4	Relation entre aérocontamination fongique et infection fongique nosocomiale.....	29
II.2.2.5	Impact de la contamination fongique sur la santé des patients.....	30
II.2.2.5.1.	Structures fongiques capables de provoquer des effets.....	30
II.2.2.5.2.	Symptômes et effets des moisissures.....	31
II.3.	CHAPITRE 03 : LUTTE ET PREVENTION DE L'AEROCONTAMINATION FONGIQUE AU BLOC OPERATOIRE	32
II.3.1.	<i>Mesures de prévention concernant l'environnement</i>	32
II.3.1.1	Conception du bloc opératoire.....	32
II.3.1.2	Maitrise de l'air au bloc opératoire	34
II.3.1.2.1.	Traitement d'air	35
II.3.1.2.2.	Installation du traitement d'air	40
II.3.1.3	Entretien des blocs opératoires.....	41
II.3.1.3.1.	Salle d'intervention	41
II.3.1.3.2.	Autres locaux du bloc opératoire	45
II.3.1.3.3.	Equipement mobiles.....	54
II.3.1.4	Fiches techniques.....	55
II.3.2.	<i>Mesures de prévention concernant le personnel</i>	56
II.3.2.1	Lavage des mains	56
II.3.2.2	Protections respiratoires et oculaire	57
II.3.2.3	Port de gants stériles.....	57
II.3.2.4	Tenue vestimentaire.....	57
II.3.2.5	Les circuits	58
II.3.3.	<i>L'antibioprophylaxie</i>	58
III.	PARTIE PRATIQUE	59
III.1.	MATERIELS ET METHODES	60
III.1.1.	<i>Période, lieu et type de l'étude</i>	60
III.1.2.	<i>Matériel</i>	60
III.1.2.1	Appareillage	60
III.1.2.2	Réactifs et milieu de culture	61
III.1.3.	<i>Méthodologie</i>	61
III.1.3.1	Choix de lieu de prélèvement	61
III.1.3.2	Isolement des champignons.....	63
III.1.3.3	Identification des champignons	63
III.2.	RESULTATS	65
III.2.1.	<i>Caractéristique de l'échantillon étudié</i>	65
III.2.2.	<i>Répartition globale des différentes classes fongiques dans les deux blocs opératoires</i>	65
III.2.2.1	Répartition des classes fongiques isolés au bloc opératoire de chirurgie infantile.....	66
III.2.2.2	Répartition des classes fongiques isolés au bloc opératoire de chirurgie générale	67

III.2.3.	<i>Répartition fongiques globale de chaque classe dans les deux blocs</i>	68
III.2.3.1	Distribution globale des phaeohyphomycètes	68
III.2.3.2	Distribution globale des hyphomycètes.....	68
III.2.3.3	Distribution globale des levures	69
III.2.3.4	Distribution globale des zygomycètes	70
III.2.3.5	Distribution globale des champignons de l'aeroflore des blocs opératoires.....	71
III.2.3.5.1.	Distribution des champignons isolés de l'aeroflore du bloc de la CG	73
III.2.3.5.2.	Distribution des champignons isolés de l'aeroflore du bloc de la CCI.....	74
III.3.	DISCUSSION	76
IV.	CONCLUSION	93

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

ANNEXES

I. Introduction

Dans les établissements de santé où la majorité de la population passe son temps à l'intérieur des locaux, le risque microbiologique lié à l'environnement doit être pris en compte car il est potentiellement pourvoyeur d'infection associé à l'environnement de soins (IAES). Selon le Centre de Coordination de la Lutte contre les Infections Nosocomiales, ces infections constituent un grand problème de santé publique, vue leur fréquence, leur gravité, et leur conséquence économique et sociale. **(CCLIN, surveillance microbiologique de l'environnement dans les établissements de santé, 2016)**

Aujourd'hui, les infections nosocomiales représentent plus que jamais un problème de santé publique préoccupant. Même si elles ne sont pas majoritaires, les infections dues à une contamination par l'air (ou aérobiocontamination) représentent un pourcentage non négligeable de ces infections nosocomiales. **(hygiène et climatisation dans l'hôpitalier, 2011)**

Un bloc opératoire est normalement une enceinte protégée construite avec une architecture spécifique et régie par des procédures particulières. Les dysfonctionnements éventuels sont à repérer rapidement. Les précautions à prendre se situent à plusieurs niveaux : patients, personnel, matériel et environnement. Ces 4 facteurs sont intriqués et interdépendants **(Honnart-Thomas, Apport de l'hygiène dans la qualité des soins en bloc opératoire d'ophtalmologie, 2004)**. La survenue d'infection fongique au bloc opératoire est due en partie à la qualité d'air qui y règne.

D'ailleurs, le rôle de l'air dans la survenue des infections d'ISO a essentiellement été étudié dans la chirurgie orthopédique (interventions pour pose de prothèses articulaires) par LIDEWELL **(Avis de l'aspec sur la qualité de l'air au bloc opératoire, 2009)**. De plus l'air a été clairement identifié comme étant la source des micro-organismes en cause dans la survenue d'ISO **(Lutz, Jin, Rinaldi, Wickes, & Huycke, 2003)**. Ainsi, l'air peut représenter un vecteur de contamination fongique pour les patients à risque surtout chez les sujets faibles (immunodéprimés) **(Haurt, 2011)**

La surveillance particulière et fongique de l'environnement des blocs opératoires est une démarche fondamentale dans la maîtrise et la prévention des infections du site opératoire d'origine fongique. D'autant que de nombreuses études

montrent que le contrôle de la qualité de l'air permet de réduire l'incidence de certaines maladies aérot transmises, notamment d'origine fongique (Metahni, 2012). Pour cela, il est donc systématiquement effectué en environnement où se font les chirurgies **(Anderson, et al., 2014)**.

L'existence d'un risque potentielle à caractère microbiologique liée à l'atmosphère régnant au sein des hôpitaux, particulièrement les blocs opératoires imposent un contrôle de cette atmosphère vis-à-vis des champignons à caractère pathogène d'où notre intérêt à faire une évaluation de la qualité de l'air et de déterminer la composition qualitative de la flore fongique aérienne.

Le travail exposé dans ce mémoire, s'attache dans une première partie sur une synthèse bibliographique qui est divisée en trois chapitres ressemblants les différentes connaissances relatives sur les champignons, la conception des blocs opératoires et sur l'aérocontamination fongique et ses sources, ainsi que sur les facteurs de risque infectieux chez l'homme et environnement et enfin sur les mesures de prévention concernant l'environnement et les patients.

La deuxième partie concerne la pratique, au fil de ces pages nous avons présenté : la méthodologie appliquée au cours de cette étude, de même, les résultats qui ont été obtenu avec une partie sur la discussion. Et nous avons clôturés notre travail par une conclusion.

Mots clés : ISO, bloc opératoire, qualité d'air, aérocontamination fongique, hygiène environnementale

II. Partie théorique

II.1. Chapitre 01 : données bibliographiques sur le peuplement fongiques

II.1.1. Définition et généralité

Depuis le milieu du XXème siècle, Robert Harding Whittaker (1969), un botaniste Américain, a proposé la classification du monde du vivant en 5 règnes, où les champignons constituent un règne à part entière : le règne fongique, donc les champignons, encore appelés "Fungi" ou mycètes ne font plus partie du règne végétal, Whittaker les a séparés des plantes et des animaux notamment par leur mode de nutrition, reproduction et relations phylogénétiques (Bernard, 2011).

En effet, les comparaisons des séquences génétiques des différentes espèces du monde vivant ont permis d'établir un arbre phylogénétique (figure 1) dans lequel les champignons prennent une place bien individualisée (Chraïbi, 2018).

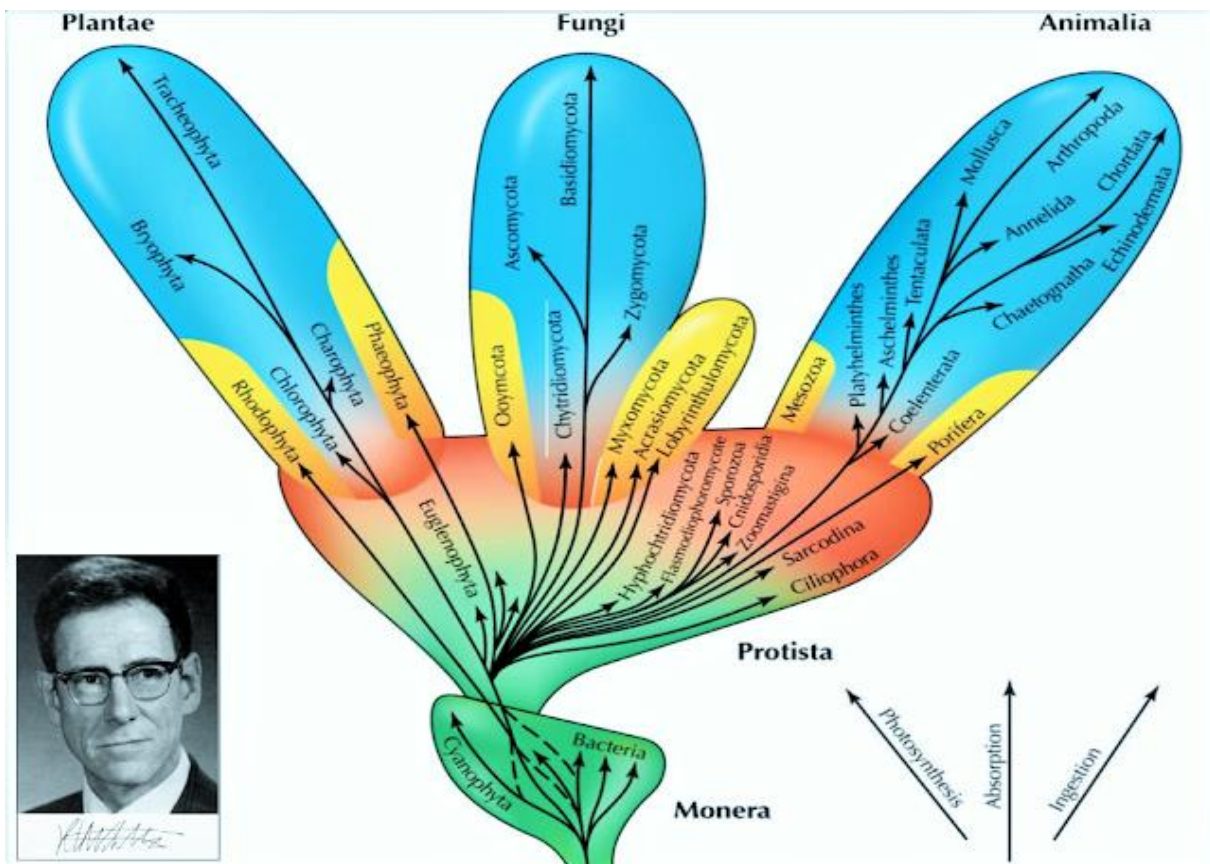


Figure 1: arbre phylogénétique du monde vivant

Ces espèces fongiques uniquement visibles au microscope, peuplent les sols, l'air et l'eau. Les champignons micromycètes pathogènes sont des organismes microscopiques **eucaryotes** (noyaux avec enveloppe nucléaire, chromosomes et nucléoles), **hétérotrophes** (nécessitant la présence de matières organiques : carbone, azote, sels minéraux, etc. Pour leur nutrition carbonée qui se fait par absorption et non par phagocytose), vivant en **saprophytes**, en **commensaux**, en **symbiotes** ou en **parasites** (Ripert, 2013).

Le développement des mycètes, favorisé par l'humidité, se fait préférentiellement à 20-27°. Ils sont surtout aérobies, mais certaines levures peuvent être aéro-anaérobie et participer à des processus fermentaires (Accoceberry, 2011).

Un peu plus de 120 000 espèces de champignons sont à ce jour formellement décrites. Les estimations de la diversité fongique totale varient de 500 000 à presque 10 millions d'espèces, mais l'évaluation la plus largement acceptée, bien que considérée comme conservatrice par plusieurs, se situe autour de 1,5 (Desprès, 2012), environs 69000 espèces sont connues, dont seulement 500 sont susceptibles pathogènes pour l'homme (Ripert, 2013).

Le pouvoir pathogène des champignons peut s'exprimer de diverses façons. En produisant des toxines, ils peuvent être à l'origine d'intoxications alimentaires, ou de mycotoxicoses par l'accumulation de ces toxines dans des végétaux et leur consommation par l'homme (Chabasse, et al., 2002).

II.1.2. Propriétés principales des champignons

II.1.2.1 Morphologie

Les champignons filamenteux sont composés d'un appareil végétatif appelé thalle. Il est composé de filaments ou hyphes enchevêtrés les uns par rapport aux autres, et l'ensemble des hyphes constituent un réseau appelé mycélium. Les hyphes sont diffus, tubulaires et fins avec un diamètre entre 2 et 15µm et sont plus ou moins ramifiés. Chez certaines moisissures comme par exemple *Mucor*, les cellules ne sont pas séparées par une cloison transversale, le thalle et alors dit coenocytique ou « siphonné » alors que chez d'autres comme par exemple *Aspergillus*, le thalle et cloisonné ou « septé ».

Les champignons filamenteux possèdent une paroi constituée essentiellement de polysaccharides, de glycoprotéines et de mannoprotéines. Les polysaccharides sont majoritairement la chitine, polymère de molécules de N-Acétyleglucosamine liées entre elles par une liaison de type β -1,4, et les glucanes, polymères de molécules de D-Glucose liées entre elles par des liaisons β (Aurélien LECHELLIER.2013).

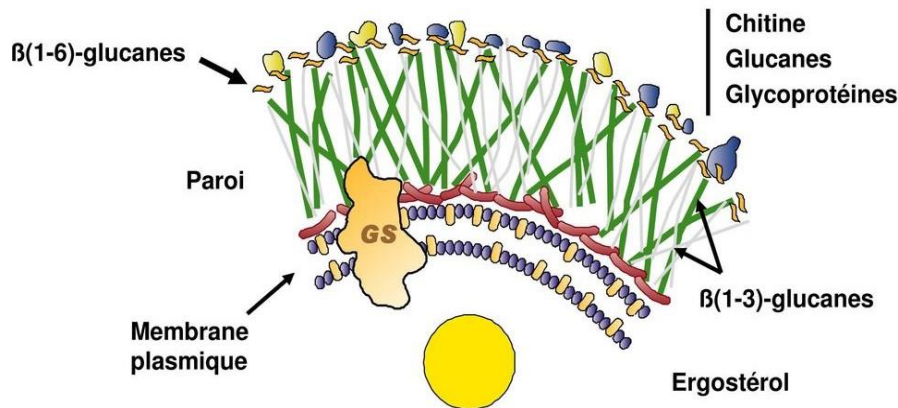


Figure 2: structure de la paroi fongique (Stéphane Bretgane,2008)

II.1.2.2 Croissance

La croissance des champignons mycéliens est assurée par des hyphes qui sont constitués de cellules hétérocaryotiques (*Ascomycota* et *Basidiomycota*) ou coenocytiques (*Zygomycota* et *Glomeromycota*). Leur extension est restreinte à l'apex. Après division, l'article apical nouvellement formé peut se séparer du reste du mycélium par une cloison (mycélium septé) ou non (mycélium siphonné) (Jennings & Lysek, 1996). Les hyphes vont se brancher en réseau, déterminant en partie la morphologie macroscopique du thalle. La croissance et la nutrition vont se faire de façon concomitante ; la croissance sera réalisée par une extension de la paroi à l'apex, par un apport continu de chitine. Dans le même temps, au niveau de l'apex également, des enzymes hydrolytiques seront déversées dans le milieu extérieur (Carlile M.J & S.C, 1994).

Conditions de développement (croissance)

Plusieurs moisissures sont adaptées aux conditions de l'environnement intérieur et croissent bien sur les matériaux de construction (Gravesen, Nielsen, Iversen, & Nielsen, 1999).

(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° **(Halewyn, 2002)** ;

(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, Graeme-Cook, Paget, & Killington, 1999)**. Leurs croissances optimales sont entre pH 4 et 6,5 **(Rouxel & Davet, 1997)**.

(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 **(Méheust, 2012)**

(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)**.

II.1.2.3Reproduction

La reproduction peut être à caractère sexué (champignon téléomorphe ou parfait) et /ou asexué (champignon anamorphe ou imparfait) **(Chabasse, et al., 2002)**.

II.1.2.3.1. Reproduction 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. Les spores sont produites par des structures différenciées, ou spécialisées issues du thalle (**Chabasse, Guiguen, & Contet-Audonneau, 1999**)

II.1.2.3.2. Reproduction 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 mycéliums défèrent (**Nieguitsila, 2008**).

II.1.3. Classification des champignons

La classification (ou taxinomie) des champignons est en constante évolution. Pendant longtemps en mycologie médicale, elle s'est appuyée sur celle de Hawksworth, Sutton et Ainsworth qui est basée sur des caractères morphologiques simples et elle a longtemps fait référence. Cependant en tenant compte des études ultrastructurales, biochimiques et génétiques, cette classification a été modifiée dernièrement par Kwon chung et Bennet (1992), puis par Hoog (1995) et devenue la plus utilisée actuellement (**Desprès, 2012**). On différencie quatre divisions selon les modalités de reproduction sexuée : les Mastigomycotina, les Zygomycotina, les Basidiomycète, les Ascomycotina. En outre lorsque la reproduction sexuée n'est pas connue, la division est appelée Deuteromycotina ou *fungi imperfecti* (**Chabasse, et al., 2002**).

II.1.3.1 Chytridiomycètes

Les Chytridiomycètes sont des champignons d'origine aquatique, au mycélium large peu ou pas cloisonné (siphonné), ils sont souvent unicellulaires, ce sont les seuls champignons qui possèdent des cellules mobiles au cours de leur cycle (les spores sont munies d'un flagelle). Ils ne sont pas impliqués en mycologie médicale et on les considère comme les ancêtres de tous les champignons actuels (**Chabasse, 2008**)

II.1.3.2 Basidiomycètes

Ce sont des champignons considérés comme les plus perfectionnés, ils regroupent toutes les espèces dont le point commun est de produire des structures de reproduction sexuée appelées : « Basides » donnant naissance à des spores exogènes, les basidiospores. Les basidiomycètes ont un thalle cloisonné avec des boucles au niveau des cloisons. Beaucoup d'entre eux sont des Macromycètes (gros champignons à chapeau), certains sont des parasites de végétaux (agents de

charbons, de caries, etc.) et d'autres de redoutables opportunistes chez l'Homme (*Cryptococcus néoformans*) (**Chabasse, 2008**).

II.1.3.3 Zygomycètes

Deux ordres de Zygomycètes intéressent la pathologie humaine et animale : ***Mucorales et Entomophthorales*** (**Alexopoulos, Mims, & Blackwell, 1996**) ; (**Sutton, Fothergill, & Rinaldi, 1998**)

- Chez les Mucorales, les spores asexuées naissent à l'intérieur d'une sorte de sac fermé appelé sporange (ou sporocyste) contenant de nombreuses endospores.
- À l'inverse, chez les Entomophthorales, les spores asexuées naissent et sont éjectées de l'extrémité d'un filament spécialisé. Elles portent le nom de ballistospores.

Les Zygomycètes sont surtout des saprophytes du sol, des végétaux, parfois aussi ce sont des prédateurs de nématodes ou d'insectes. En pathologie humaine et/ou animale, ils sont également incriminés.

II.1.3.4 Ascomycètes

Cette division regroupe, plus de la moitié de l'ensemble des champignons répertoriés. C'est de loin la division la plus importante, plus des trois quarts des espèces observées chez l'homme proviennent des ascomycètes. Les spores issues de la reproduction sexuée sont produites de manière endogène à l'intérieur d'un sac appelé asque, d'où l'appellation ascomycètes donnée à ces espèces. Ces asques sont dispersés ou regroupés au sein d'ascocarpes (**De Hoog, 1996**) ; (**Chabasse, 2008**)

II.1.3.5 Deutéromycètes

Appelé aussi *Fungi imperfecti* (champignon imparfait), cet ensemble hétérogène est un problème contrariant pour les taxinomistes. En effet, les Deutéromycètes n'ont pas de forme sexuée connue et cette absence oblige à les classer à part en ne tenant compte que de leur stade anamorphe. Cet ensemble regroupe le plus grand nombre d'espèces médicales (**Chabasse, et al., 2002**) ; (**Chabasse, 2008**)

Classiquement on distingue trois classes (**Lyatim, 2008**):

- **Blastomycètes** : Ou micromycètes ayant une phase levure, ils se multiplient par simple bourgeonnement.
- **Coelomycètes** : Ce sont des champignons filamenteux qui possèdent des structures de protection, pour leur conidiogénèse asexuée, appelées pycnides ou acervules selon les cas.
- **Hyphomycètes** : Ces derniers regroupent tous les micromycètes filamenteux asexués, c'est un groupe très hétérogène. On y distingue principalement l'ordre des Moniliales. Chez les Hyphomycètes, l'ordre des Moniliales se divise en deux principales familles selon la couleur des filaments et des spores asexués : Les Moniliaceae (Hyphomycètes clairs ou hyalins) appelées également hyalohyphomycètes et le Dermatiaceae (Hyphomycètes foncés ou noirs) appelés aussi Phaéohyphomycètes.

Les champignons sont le plus souvent observés dans leur forme asexuée et ils sont classés en fonction de la morphologie du thalle végétatif (El Hassani, 2013)

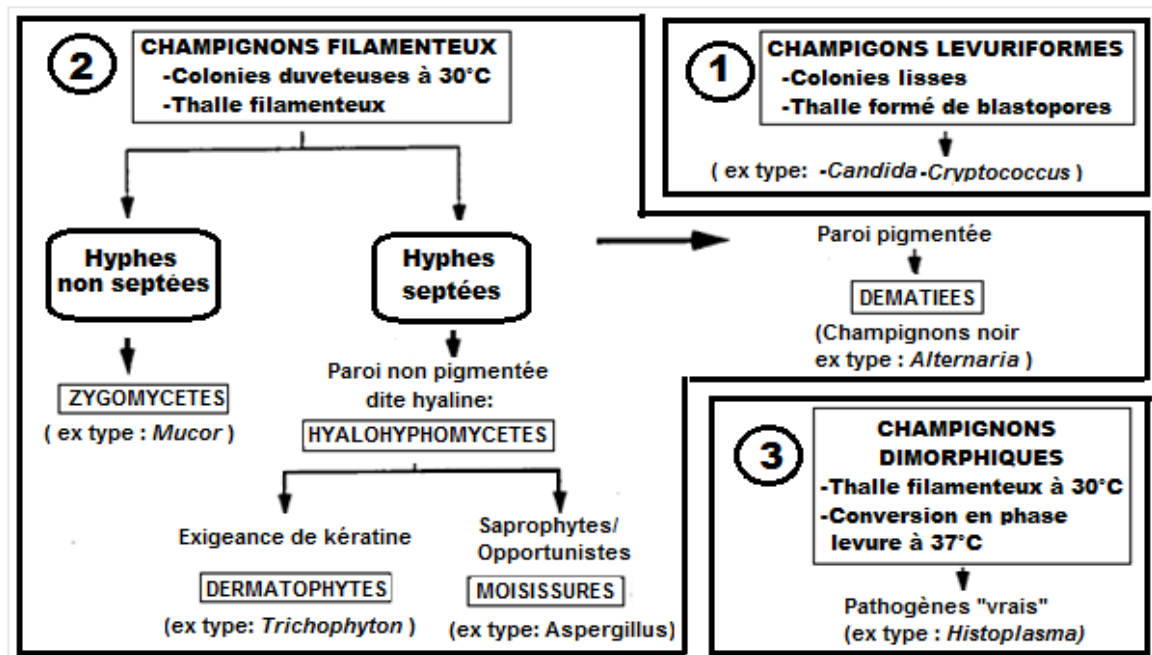


Figure 3: présentation des trois groupes de micromycètes d'intérêt médical (Masson, 1996)

On distingue en effet : les levures, les filamenteux (dont les dermatophytes et les moisissures), les dimorphiques, associant les deux aspects (filaments en culture, levures dans les tissus) et enfin le nouveau groupe affilié aux mycètes qui est celui des Pneumocystidaceae (El Hassani, 2013)

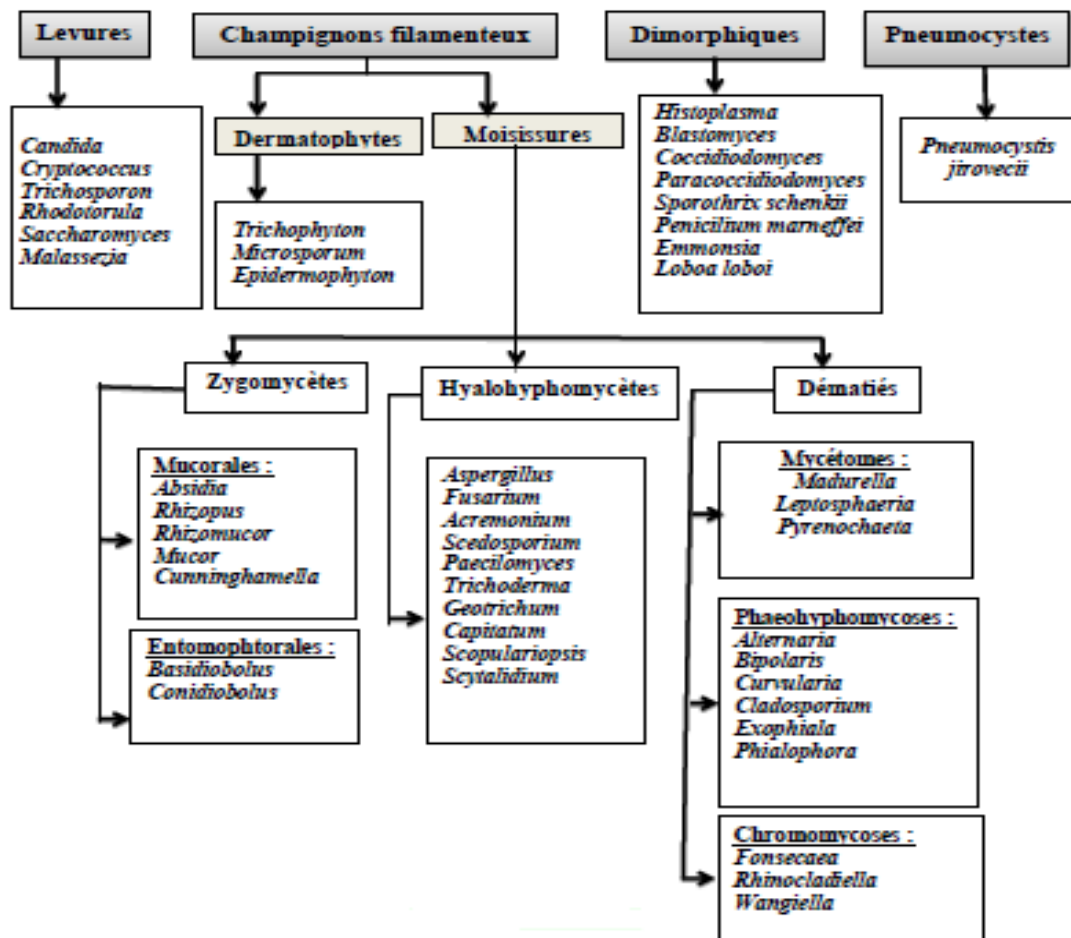


Figure 4: principaux groupes des champignons impliqués en pathologie humaine (Drillon, Frouin, Letscher-Bru, & Donato, 2011)

II.1.4. Les principales catégories des champignons

D'un point de vue structural, on trouve une grande variété de champignons. Ils sont classés en deux grandes catégories : la forme levure unicellulaire et la forme mycélienne pluricellulaire constituée d'hyphes (Redecker, 2002). Certaines espèces ont la capacité d'adopter les deux formes, levure et mycélienne, tandis que d'autres sont restreintes à l'une ou l'autre (Jennings & Lysek, 1996).

II.1.4.1 Les moisissures

Le terme moisissures fait généralement référence à leur texture laineuse, poudreuse ou cotonneuse, qui peut être observée à divers endroits mais il n'a pas réellement de signification systématique, il désigne tous les champignons microscopiques qui intéressent l'économie et l'environnement humains, de façon bénéfique ou néfaste (Lyatim, 2008).

Les moisissures sont des champignons pluricellulaires microscopiques ubiquistes, à croissance filamenteuse, formant le groupe des hyphomycètes, et regroupant des milliers d'espèces, cette forme mycélienne assure donc une surface maximale de contact et permet une exploration et une recherche de nutriments dans les trois dimensions **(Carlile M.J & S.C, 1994) ; (Jennings & Lysek, 1996)**

Ils produisent des structures de reproduction appelées spores, celle-ci sont invisibles à l'œil nu et peuvent chez la plupart des espèces passer en suspension dans l'air, elles peuvent également élaborer des substances chimiques susceptibles de demeurer à l'intérieur des spores, d'être libérées dans les matériaux qu'elles colonisent (ex : enzymes, mycotoxines) ou encore d'être libérées dans l'air ambiant (ex : composés organiques volatils) **(Institute of Medicine. (IOM), 2000) ; (Kirk, Cannon, David, & Stalpers, 2001)**

L'air et les surfaces de notre environnement extérieur et intérieur sont ainsi naturellement chargés de spores à l'état latent. En conditions favorables d'humidité les spores peuvent germer et redonner du mycélium qui pourra à son tour sporuler et recontaminer.

II.1.4.2 Les levures

La levure se définit comme le stade asexué de champignon unicellulaire appartenant aux Ascomycètes ou aux Basidiomycètes. L'aspect classique est celui d'une levure de forme ronde ou ovalaire, de petite taille (généralement moins de 10 µm), qui se reproduit par bourgeonnement unique ou multiple **((ANOFEL), 2016)**.

Dans certains cas ce bourgeonnement en chaîne forme un pseudofilament. Principaux genres chez l'homme (Candida, Cryptococcus). Certaines espèces sont seulement sous forme levures, d'autres espèces présentent les deux formes : levures + pseudofilaments **(HALIMA, 2019)**.

La forme levure apporte un avantage pour la croissance dans les milieux où la pression osmotique est forte car cela diminue la surface de l'organisme.

Ces micromycètes sont le plus souvent saprophytes 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)** ; **(Horré, Symoens, Delhaes, & Bouchara, 2010)**.

II.2. Chapitre 02 : aérocontamination fongique au bloc opératoire

II.2.1. Boc opératoire

II.2.1.1 Rappel historique (Abid)

Dans un premier temps, dans les hôpitaux, les actes chirurgicaux se faisaient dans les salles d'hospitalisation : les chirurgiens opérant les malades dans leur lit. Ce n'est qu'au 18ème siècle avec les hôpitaux militaires qu'apparaîtra une salle annexe à l'hospitalisation, salle réservée aux interventions chirurgicales. Ces salles d'opération se sont multipliées en même temps que s'étendait le champ des indications opératoires...

Mais c'est seulement au 19ème siècle, avec les avancées sur la notion d'asepsie opératoire et la prise de conscience du risque de contamination aéroportée, que les locaux opératoires ont été isolés du reste de l'hôpital.

Au total, le bloc opératoire est issu de ces évolutions mettant en évidence le besoin d'un environnement de plus en plus lourd et complexe de matériel, de diagnostic, d'assistance et de contrôle. Parallèlement, l'équipe opératoire s'est agrandie et diversifiée.

Ces exigences croissantes ont conduit aux évolutions techniques : matériel et mobilier spécialisé, protection contre les contaminations, rapprochement de la stérilisation, éclairage du champ opératoire, traitement de l'air, et pour la rationalisation du personnel, les salles ont été regroupées en blocs opératoires.

Mais avec la spécialisation des activités chirurgicales, on assiste à une évolution vers des blocs opératoires spécialisés qui trouvent leurs limites dans la difficulté de faire fonctionner correctement un ensemble de plusieurs salles. Le caractère déterminant des circuits (entrée et sortie des malades, personnel et matériel) influence l'implantation des blocs opératoires dans le bâtiment et sa position dans l'ensemble de la structure hospitalière.

Tout cela pour souligner que le bloc opératoire est une enceinte spécifique construite selon une architecture bien déterminée et régie par des procédures particulières. Les comportements, les circulations des personnes, des malades, des matériels et des déchets peuvent être à l'origine, même dans le bloc opératoire le

mieux conçu, de dysfonctionnements en matière d'hygiène et d'éventuelles infections nosocomiales.



Figure 5: Hôpital de la Charité de Lille, Salle d'examen. Début XXe siècle (KEMP, 2015)

II.2.1.2 Définition (Gandjbakhch, 2009)

Selon **Gandjbakhch (2009)**, le bloc opératoire est une enceinte dédiée à des actes invasifs réalisés quelles qu'en soient la modalité et la finalité, en ayant recours aux équipements adéquats et en regroupant toutes les compétences médicales et paramédicales requises, pour assurer la sécurité des patients.

Où, on regroupe :

- Les actes invasifs à but diagnostique ou thérapeutique ;
- Les actes accomplis à ciel ouvert, par voie endoscopique et/ou par ponction ;
- L'exigence de regroupement impose l'intégration, au sein du même bloc opératoire, des actes programmés, ambulatoires et les urgences, requérant tout le même équipement.

Avec une architecture spécifique et régie par des procédures particulières. Il est constitué d'un ensemble de locaux spécifiques dédiés aux interventions chirurgicales et au réveil des patients, concourant ainsi à la limitation du risque de survenue d'une infection du site opératoire.

II.2.1.3 Conception architecturale (Gandjbakhch, 2009)

Le bloc opératoire est la juxtaposition de salles d'opération vastes, flexibles, modulables et polyvalentes.

- La superficie de chaque salle doit être suffisante (supérieure ou égale à 40 m²), donnant ainsi la possibilité d'accueillir l'équipement nécessaire aux techniques modernes, le bloc opératoire doit être situé, dans la mesure du possible, en hauteur
- La flexibilité et la modularité doivent permettre l'adaptabilité à l'entrée et à la sortie des matériels encombrants (ex : le robot ...), et/ou aux activités opératoires nécessitant un grand nombre d'intervenants (ex : les transplantations ...) ou des équipes pluridisciplinaires
- La polyvalence implique la possibilité d'adaptabilité de la salle aux activités opératoires diverses, mais ne sous-entend en aucun cas la modification quotidienne d'attribution aléatoire à des spécialités différentes
- Le nombre de salles d'interventions doit être suffisant pour permettre la maintenance adéquate dans le but d'abaisser le seuil de contamination ;
- Le conditionnement des déchets en salle d'opération rend obsolète la notion de circuits propres et de circuits sales
- Une telle structure exige des surfaces suffisantes attribuées à la logistique, dont la localisation doit permettre de rendre accessible rapidement tout le matériel nécessaire et de faire face aux événements imprévus.

Au sein du bloc opératoire, plusieurs zones doivent être individualisées :

- Zone hyper aseptique
- Zone aseptique
- Zone septique.

La séparation topographique et fonctionnelle entre ces différentes zones est fondamentale.

Afin de minimiser les risques de contamination et d'infections nosocomiales, il est nécessaire de multiplier et de rendre facilement accessibles les zones de lavage manuel pour diminuer la contamination manuportée, ainsi que traiter de façon adéquate l'air du bloc opératoire pour lutter contre la contamination de l'air par des particules inertes et micro-organismes ;

Toutes les salles d'opération aseptiques et hyper aseptiques doivent être en hyperpression, avec ventilation d'air hautement filtré à taux de renouvellement élevé et à haut débit ;

Les salles hyper aseptiques bénéficient de préférence d'un flux d'air unidirectionnel, permettant ainsi de créer un noyau aseptique du champ opératoire.

Enfin, une attention toute particulière doit être apportée à la température, au degré d'hygrométrie, à l'isolation phonique, au revêtement adapté de toutes les surfaces et à la maintenance de la salle d'opération.

Les circuits d'accès et de sortie de cette enceinte opératoire sont fondamentaux :

Plusieurs accès sont nécessaires pour les différents types d'activités :

- Accès pour malades programmés
- Accès pour les urgences
- Accès pour la chirurgie ambulatoire, avec des structures d'amont et d'aval adaptées, permettant l'accueil, la préparation, la surveillance et la sortie des patients
- Accès pour le personnel
- Accès pour le matériel
- Accès à la stérilisation.

La salle de surveillance post-interventionnelle doit être située à la frontière du bloc opératoire, avec une entrée dans l'enceinte du bloc et une sortie dans le reste de l'établissement de soins.

II.2.1.4 Organisation et fonctionnement du bloc opératoire

II.2.1.4.1. Organisation

Au sein d'un hôpital, le bloc opératoire représente une des pièces maîtresses du plateau technique. C'est un lieu où sont pratiqués des actes de haute technicité nécessitant d'importants impératifs de sécurité. La diversité des actes réalisés, le fait qu'ils soient pratiqués en activité réglée ou en urgence, la cohabitation entre différentes spécialités, la multiplicité des ressources humaines engagées, le nécessaire respect des réglementations et le souci permanent de la qualité sont autant d'éléments à prendre en compte dans la bonne gestion d'un bloc opératoire.

De multiples aspects doivent être pris en compte dont la taille et le mode de fonctionnement de l'établissement où l'on exerce. Le bloc opératoire d'un grand centre

hospitalier universitaire ne peut être organisé comme celui d'un hôpital régional plus modeste et encore moins comme celui d'un établissement privé.

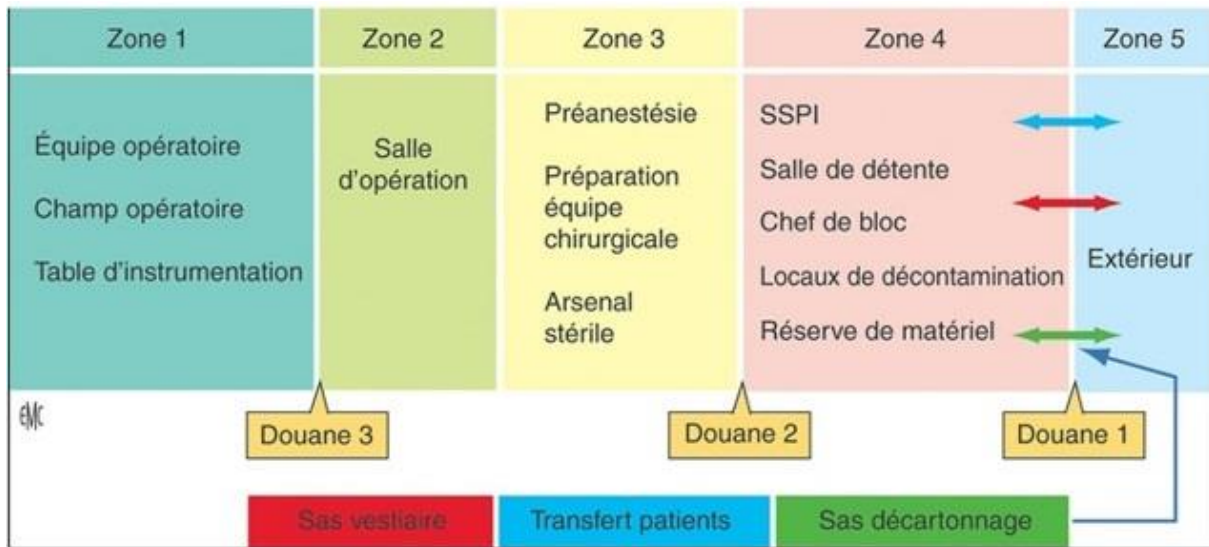


Figure 6: organisation du bloc opératoire (Buisson, Gunepin, & Levadoux, 2008)

1. Circuit du bloc opératoire (Abid)

Il s'agit d'un sujet difficile et complexe ; de nombreuses possibilités existent, qui vont toutes avoir des conséquences sur les flux au sein du bloc opératoire.

Un des principes fondamentaux à respecter est celui de «la marche en avant », en allant du plus sale vers le plus propre. Ce concept de l'asepsie progressive, constitue un des remparts essentiels à l'infection au bloc opératoire. Il délimite cinq zones d'asepsie différente et croissante, tout le long du cheminement, depuis l'extérieur du bloc opératoire jusqu'à la table d'opération.

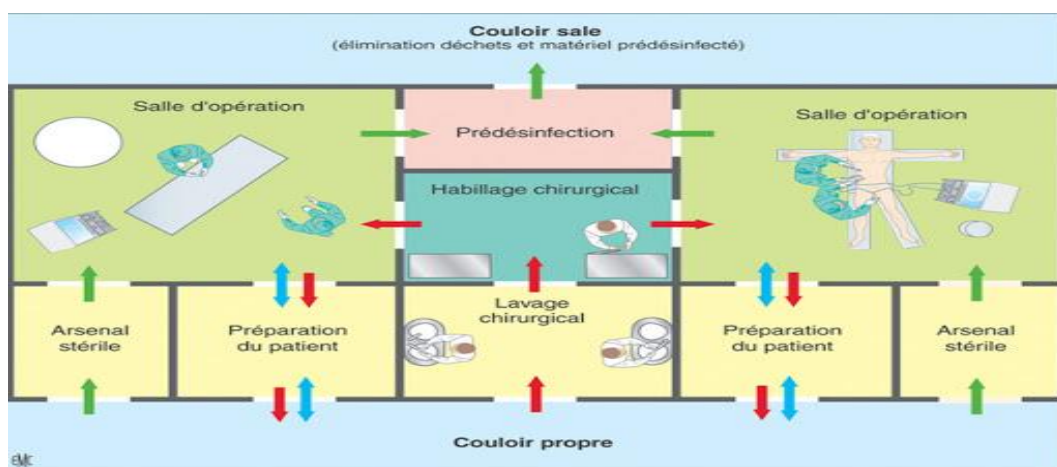


Figure 7: circuit à double circulation : isolement du sale (Buisson, Gunepin, & Levadoux, 2008)

2. Équipement du bloc opératoire (Abid)

L'équipement du bloc influe directement sur l'organisation du bloc opératoire, en particulier les tables par leur retentissement sur la gestion des flux. La mise en place de bras plafonniers, anesthésiques ou chirurgicaux, est un concept qui améliore l'ergonomie, facilite le bionettoyage et apporte une meilleure accessibilité.

Il existe deux grands types d'équipements au bloc opératoire :

- **Les équipements de base** : tables d'opération, éclairage opératoire principal, éclairage opératoire mobile d'appoint, appareil d'anesthésie ou bras anesthésiste, mur technique : il s'agit de produits stabilisés à durée de vie importante.
- **Les équipements spécifiques** : bistouris électriques, instrumentation, colonne de coelochirurgie, colonne d'arthroscopie, échographe, mobile de radiologie, négatoscopes, microscope opératoire, endoscopes, équipements laser, bistouris à ultrasons, aspiration mobile, appareil de circulation extracorporelle, générateurs de radiofréquence de microwaves.

3. Informatisation (CCLIN, 2016)

Le bloc opératoire doit être informatisé dans plusieurs buts :

- La programmation des interventions et une gestion optimale d'occupation des salles ;
- La réalisation du dossier médical per opératoire qui comporte :
 - ✚ La surveillance du patient,
 - ✚ Les prescriptions et dispensations effectuées,
 - ✚ La gestion des consommables,
 - ✚ Les événements constatés,
 - ✚ Les différents compte-rendu de chirurgie, d'anesthésie, de transfusion, du dossier infirmier, et autre ... ;
- L'équipement de vidéo-transmission et l'acquisition des images opératoires ;
- La sécurité en établissant la traçabilité du patient, des actes, du matériel et de maintenance.

4. Personne – Démarche qualité (Boulongne) ; (CCLIN, 2016)

Il comprend le personnel médical et paramédical. Au bloc opératoire vous êtes entouré d'une équipe de professionnels qualifiés : chirurgiens, médecins spécialistes, médecins spécialisés en anesthésie, infirmières anesthésistes diplômés d'état, infirmières de bloc opératoire diplômés d'état, infirmières diplômées d'état, aides-soignants diplômés, brancardiers, agents de service hospitalier et secrétaires médicales.

En dehors de la spécialisation initiale, tous les acteurs du bloc opératoire doivent suivre une formation continue pour se perfectionner et apprendre l'usage de nouveaux matériels et/ou de nouvelles techniques. Si nécessaire, ils doivent utiliser les simulateurs et entraînements virtuels en présence d'un personnel biomédical dédié.

Le personnel du bloc opératoire doit accepter le principe de remise en cause de l'organisation et de l'évaluation (démarche qualité), le but étant d'assurer la sécurité et la gestion des risques, sans basculer dans la situation inverse des précautions excessives qui peuvent être contre-productives.

II.2.1.4.2. Fonctionnement

Il faut distinguer la distribution de l'espace et le fonctionnement proprement dit.

1. La distribution de l'espace

- ❖ L'équipement nécessaire et indispensable à une activité spécifique détermine l'attribution d'une salle.
- ❖ Le caractère hyper aseptique ou septique des interventions détermine la zone opératoire correspondante, en sachant que les actes septiques doivent être isolés des autres actes.
- ❖ Si le débit des interventions l'autorise, l'attribution d'une ou plusieurs salles à une activité est logique.
- ❖ Dans les autres cas, il faut dédier une même salle d'opération à plusieurs activités proches les unes des autres.
- ❖ Toute activité centrée sur la même spécialité doit être réunie dans le même espace.

- ❖ Une gestion efficace ne peut s'appliquer qu'à une capacité de huit à douze salles. Si le nombre de salles nécessaires est plus important, il faut créer plusieurs blocs opératoires.

2. Le fonctionnement

- ❖ Si la polyvalence du personnel paramédical peut être envisagée, il n'en reste pas moins qu'en cas de débit d'interventions suffisant, une répartition par tâche et par spécialité favorise grandement le fonctionnement.
- ❖ Les urgences réalisées au sein du même bloc opératoire nécessitent d'effectuer un tri minutieux entre l'urgence vitale, l'urgence différée et l'urgence au cours du même séjour d'un patient. Des plages opératoires doivent être réservées à cette activité.
- ❖ Enfin, le type d'intervention, de patient et d'opérateur déterminent la durée prévisible d'occupation de la salle d'opération.
- ❖ Tous les acteurs d'un bloc opératoire doivent pouvoir s'exprimer sur l'organisation du bloc au cours des réunions institutionnalisées.
- ❖ Ils doivent désigner un conseil de bloc avec représentants de chaque catégorie du personnel afin de proposer l'organisation.
- ❖ Un chef de bloc responsable doit être désigné, ayant pour missions :
 - D'organiser les plages horaires en fonction des besoins
 - De veiller au bon respect des règles préétablies
 - De faire appliquer l'évaluation des pratiques.

II.2.1.5 Les zones à risque dans le bloc opératoire (Al Akoum, Duprat, Lidove, & Rundstadler, 2004)

Les salles d'interventions chirurgicales et de réveil des patients constituent des zones à risque pour lesquelles des niveaux de qualité microbiologique doivent être atteints concernant l'air, l'eau et les surfaces.

Dans les établissements de santé, face à la diversité des profils de patients hospitalisés et des actes chirurgicaux pratiqués, il s'est avéré nécessaire de délimiter des zones en fonction du degré de risque de contamination microbienne. Elles sont définies par le CLIN.

Par définition, une zone à risques de biocontamination est un lieu géographiquement défini et délimité, dans lequel les sujets ou les produits sont particulièrement vulnérables aux micro-organismes ou particules virales. Ainsi, quatre niveaux de zones à risques sont définis, préconisation de l'ASPEC.

- Zone 1 : risque minimum.
- Zone 2 : risque moyen.
- Zone 3 : risque infectieux sévère.
- Zone 4 : très haut risque

Le bloc opératoire est classé en zone 3 et 4, zone où les exigences d'hygiène doivent être en cohérence avec le degré d'asepsie.

Au sein du bloc opératoire, un classement similaire peut être envisagé :

- **Zone à risque 4** : C'est une zone à très fort risque, salles d'opérations aseptiques (orthopédie, cardiovasculaire, neurologie, ophtalmologie, etc.).
- **Zone à risque 3** : C'est une zone à haut risque, salles d'opérations (chirurgie polyvalente).
- **Zone à risque 2** : C'est une zone à risque moyen, pièces annexes des blocs opératoires (sas, couloirs, salles d'endoscopie, etc.).
- **Zone à risque 1** : C'est une zone à risque faible ou négligeable.

II.2.1.6 Infection au site opératoire

Suite à de nouvelles recommandations des **Centers for Disease Control and Prevention (CDC)** publiées en 1992, le terme d'infection de plaie chirurgicale (**surgical wound infection**) a été remplacé par celui d'infection du site opératoire (**ISO, surgical site infection**) pour inclure explicitement non seulement les infections de l'incision, mais encore celles des organes ou espaces qui auraient été exposés pendant l'opération (**Benedetto, Bruno, & Bernasconi, 2013**).

Ces critères stipulent par exemple que pour être qualifiée d'ISO, l'infection doit survenir dans les 30 jours qui font suite à l'intervention et que le diagnostic peut être retenu sans autre lorsqu'il est posé par le chirurgien ou le médecin en charge du patient. Sinon, des éléments cliniques, microbiologiques, radiologiques et anatomopathologiques spécifiques doivent être présents, sans qu'un seul d'entre eux

soit suffisant. Une culture d'écoulement positive n'établit par exemple pas le diagnostic en l'absence d'autres arguments (**Troill & Zanetti, 2002**).

Le principal risque au bloc opératoire est l'infection du site opératoire qui malgré les progrès de l'asepsie et de l'antibioprophylaxie, restent des complications fréquentes de la chirurgie et dont les conséquences peuvent être lourdes, s'exprimant en termes de morbidité, de mortalité et de surcoût.

Le risque de survenue d'une infection du site opératoire dépend de multiples facteurs :

- ✓ L'acte chirurgical réalisé (type et classe de chirurgie, durée de l'intervention...),
- ✓ Caractéristiques du patient opéré (âge, facteur de risque, maladie sous-jacente...)
- ✓ L'environnement général dans lequel l'acte est pratiqué (organisation du bloc opératoire, préparation cutanée de l'opéré, maîtrise de la qualité de l'air et de l'entretien des locaux, etc...) (**Fournel, 2017**).

II.2.1.6.1. Mesure de prévention spécifique (HARTEMANN, 2004)

1. Préopératoire

- Recherche et éradication de foyers infectieux (urinaires, stomatologiques, ORL...).
- Recherche de portage de bactéries multirésistantes et adaptation d'antibioprophylaxie en fonction.
- Préparation cutanée du patient selon protocole précis, dépilation (rasoir électrique ou dépilation chimique si possible).

2. Per-opératoire

- Matériels chirurgicales stériles, lavage des mains chirurgicales, habillage stérile de l'équipe.
- Poursuite de la préparation cutanée du patient avec de la chlorhexidine alcoolique ou de la polyvinylpyrrolidone iodé (Bétadine).
- Antibioprophylaxie : monothérapie adaptée au germe potentiellement responsable d'infection du site opératoire, à débiter juste avant l'incision et à pour suivre 48 heures maximum

3. Post-opératoire

- Gestion des déchets au bloc.
- Pansement et drainage réalisés avec des mesures d'asepsie strictes par personnel correctement formé.
- Surveillance de la survenue d'infection du site opératoire.

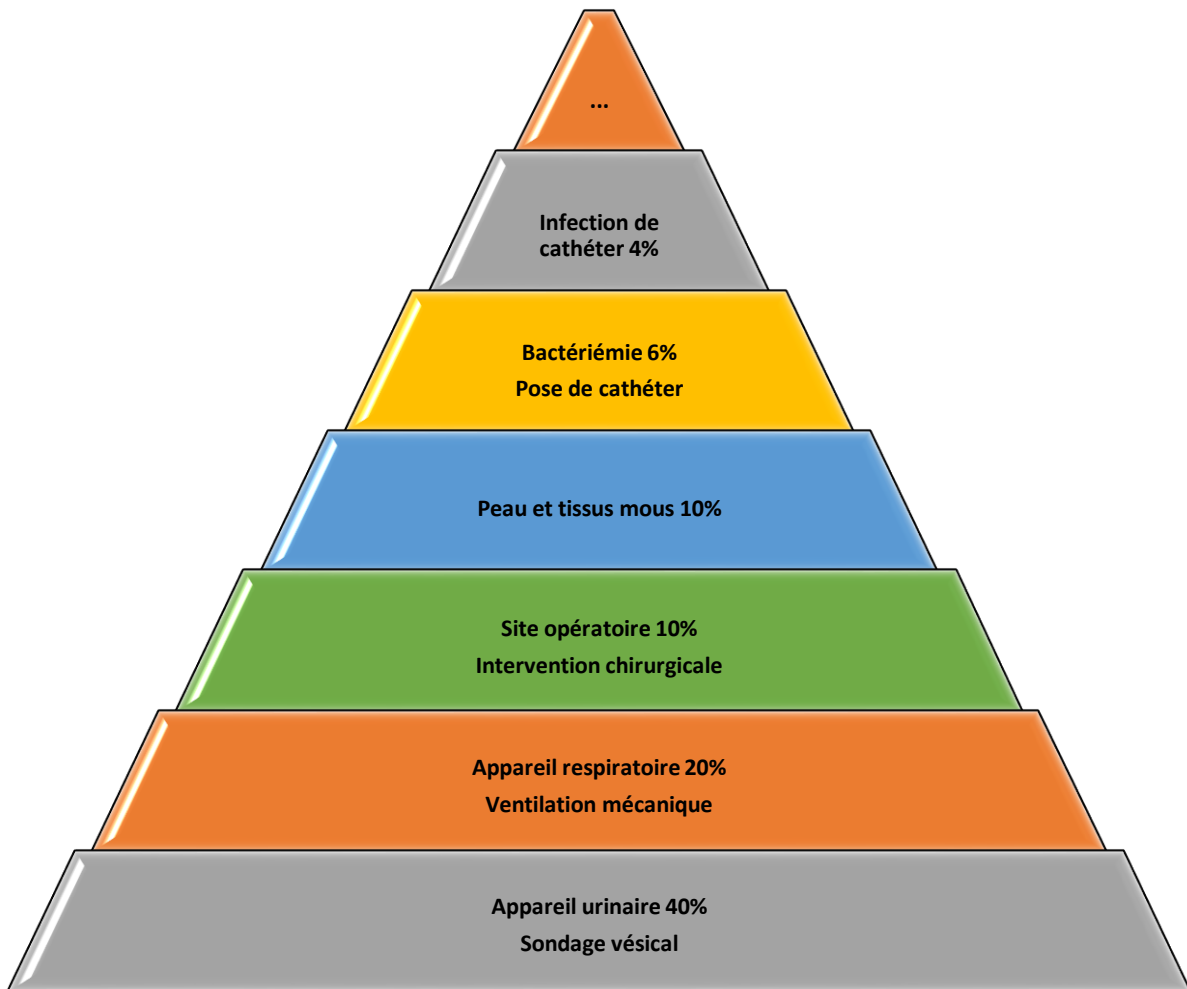


Figure 8: sites des infections nosocomiales et facteur de risque principal pour chaque site. Scéma : J.Macey

II.2.2. Aérocontamination fongique au bloc opératoire

II.2.2.1 Définition

La qualité de l'air de n'importe quel endroit reflète son état d'hygiène, en particulier dans les centres de soins de santé comme les hôpitaux, il y a plus de chances que des micro-organismes infectieux soient présents en suspension dans l'environnement **(Lhotelier, 2010)**. En outre, cette aérobiocontamination varie qualitativement et quantitativement en fonction de leur conception mais également d'un service à l'autre dans un même établissement en fonction du type de soins pratiqués et du statut des patients pris en charge (colonisés, infectés ou soins).

En effet l'air est chargé de particules inertes solides ou liquides en suspension appelées aérosols, elles ont un large spectre de taille, grossièrement réparties suivant une courbe de Gauss, les plus nombreuses étant comprises entre 0,3 et 5 μm . Certaines d'entre elles servent de supports aux microorganismes et forment ce qu'on appelle bioaérosols **(Lhotelier, 2010)**.

La contamination de l'air ou aérocontamination se définit par l'existence d'un aérosol microbien ou bioaérosol de composition complexe. C'est un ensemble de micro-organismes vivants (moisissures, bactéries, levures...) ou de fragments microbiens (antigènes ou toxiques ou composés volatils microbiens) **(Brücker, 1998)**.

L'aérocontamination de l'environnement hospitalier est un facteur important dans la survenue des infections. La voie aérienne constitue une porte d'entrée et joue un rôle non négligeable dans la contamination des patients. La transmission aérienne est soumise à de nombreux paramètres, liés notamment à la nature des contaminants, à leur géométrie, masse et granulométrie qui déterminent le temps qu'un contaminant peut rester en suspension. En effet plus les particules sont petites et légères, et plus celles-ci resteront longtemps en suspension dans l'air, sédimenteront lentement, seront sensibles aux mouvements de l'air, et pourront se disséminer loin **(Rundstadler, 2002) ; (Nieguitsila, 2008)**

Les champignons isolés de l'air dépendent surtout du lieu où sont disposés les capteurs qui servent à les rechercher : air extérieur (pour évaluer la pollution atmosphérique par exemple), ou salle d'opération (hygiène hospitalière), alimentée en air filtré ou septique ou certains champignons endogènes (qui n'appartiennent pas à

proprement parler à l'environnement) peuvent néanmoins être décelés (*Pneumocystis*, levures, *Candida*, *Cryptococcus* ...) (Ripert, 2013).

La présence de spores de champignons dans le milieu intérieur est une préoccupation majeure de santé publique et a d'importantes implications sanitaires, sociales et économiques. La prise de conscience de l'importance de la qualité de l'air intérieur est relativement récente. Les sujets qui ont contribué à la sensibilisation du public aux risques microbiologiques liés à l'air sont essentiellement la légionellose, les infections nosocomiales, les pneumopathies et le bioterrorisme (Nieguitsila, 2008).

II.2.2.2 Mécanisme d'aérocontamination fongique

Dans un établissement de santé, l'air peut représenter un vecteur de contamination pour les patients à risque. Les principales pathologies infectieuses acquises, clairement documentées comme liées à la contamination par l'air sont les mycoses invasives dues à des champignons notamment du genre *Aspergillus* et certaines infections du site opératoire. Que ce soit pour les infections du site opératoire ou encore plus pour les mycoses invasives, les caractéristiques de l'hôte et de sa prise en charge jouent un rôle majeur dans le développement d'une infection à partir d'une simple contamination (Hajjar, et al., 2010).

De nombreux champignons peuvent être aéroportés dont certains sont des opportunistes pouvant mettre en jeu le pronostic vital, *Aspergillus* et *Penicillium* sont les deux genres fréquemment rencontrés dans l'air suivie par *Cladosporium*, *Alternaria*.....etc (Combet, 2009)

La concentration des champignons varie en fonction des régions (les zones tropicales humides et chaudes sont les plus propices à la sporulation), des conditions météorologiques (chaleur, humidité...) et des saisons. En fait, les moisissures persistent dans l'atmosphère tout au long de l'année, cependant elles sont très abondantes en automne, au cours des autres saisons de l'année elles sont très peu abondantes surtout en hiver à l'exception d'*Aspergillus* et *Penicillium* qui sont à peu près également répartis au cours de l'année (Sutton, Fothergill, & Rinaldi, 1998) ; (Daniau, Kauffmann-Lacroix, & Castel, 1998)

Il est important de noter que le mécanisme de contamination aérienne par des moisissures est fortement lié à leurs modes de dispersion et de transfert qui n'est pas le même pour toutes les espèces et leur sédimentation sur les surfaces.

II.2.2.2.1. Dispersion

À partir d'un réservoir humain ou environnemental, le moindre courant d'air détache et emporte les spores fongiques. Le mode de dispersion et de transfert de ces spores n'est pas le même pour toutes les espèces. Certaines spores, appelées gloeiospores ont une paroi épaisse de consistance humide et restent collées entre elles par un mucus (*Acrémonium* sp, *Exophiala* sp...) ; de ce fait elles forment des amas plus lourds difficilement transportables par l'air. Elles seront véhiculées au niveau des substrats par contact, par l'eau mais rarement par l'air (*Acrémonium* sp.). D'autres espèces par contre, ont des spores à parois sèches (xérospores), facilement dissociables et légères. Elles pourront être en suspension dans l'air et aisément dispersées par les courants d'air. C'est le cas des *Pénicillium* et *Cladosporium* que l'on a trouvé en grand nombre dans l'environnement **(Daniau, Kauffmann-Lacroix, & Castel, 1998)**.

II.2.2.2.2. Sédimentation

Lorsque cessent les mouvements d'air, les spores de l'atmosphère sédimentent à une vitesse qui dépend de leurs formes, de leurs ornements, de leurs tailles mais aussi du degré d'hygrométrie et de l'intensité des mouvements de l'air **(Roquebert, 1997)**.

En atmosphère calme, la décantation est très rapide, environ 35 minutes pour atteindre le niveau zéro. Les plus grosses particules, supérieures à 5 µm de diamètre présentes aux concentrations les plus importantes, sédimentent rapidement et diffusent sur une faible distance, au contraire, les particules les plus fines, notamment celles autour du micromètre, restent en suspension durant plusieurs heures (une particule de 1 µm sédimente d'un mètre en 8 heures) et diffusent plus largement dans l'espace **(Roquebert, 1997) ; (Combet, 2009)**. Ceci montre que les spores de l'atmosphère, dans une pièce calme, ont tendance à descendre verticalement et à se déposer sur les surfaces qu'elles rencontrent. Elles y constituent un inoculum important indétectable par les analyses d'air, mais susceptible d'entrer en croissance si les facteurs environnementaux le permettent.

II.2.2.3 Source d'aérocontamination fongique

II.2.2.3.1. La présence des particules provenant de l'extérieure

La qualité de l'air pulsé, pénétration par les portes, c'est surtout dans le cas des travaux de démolition, de construction ou de rénovation : lors de ces travaux, tous les champignons filamenteux peuvent être retrouvés, les éléments fongiques présents sont mis ou remis en suspension dans l'air.

Les spores fongiques sont donc présentes en très grand nombre et sont ensuite véhiculées par les vents dominants et les turbulences de l'air. Ainsi, il existe des pics de contamination aérienne, suivis d'une contamination des surfaces inertes beaucoup moins labile dans le temps, les personnels sont exposés lors du pic, ou plus tard lors de la remise en suspension des spores déposées sur les surfaces, sol, mais aussi les murs, les gaines d'aération s'ils n'ont pas fait l'objet entre temps d'un nettoyage rigoureux.

Les travaux de moindre envergure ne doivent pas être négligés, la démolition des cloisons, le changement des fenêtres, l'installation de matériel coupe- feu...etc. peuvent être la cause d'épidémies si aucune précaution n'est prise (**Lidwell, 1983**).

II.2.2.3.2. La présence des particules générées au blocs opératoire

L'architecture, l'organisation de laboratoire : Plusieurs paramètres peuvent être impliqués dans la maîtrise du développement fongique parmi eux : l'ancienneté et la conception du bâtiment. Système de traitement de l'air (**Alexandre Rivier, 2014**).

Au sein du bloc opératoire, les réservoirs microbiens sont classiquement divisés en :

Réservoirs vivants

L'aérocontamination trouve sa source principale dans l'activité humaine (**AI Akoum, Duprat, Lidove, & Rundstadler, 2004**). Les microorganismes rencontrés dans l'air ou sur les surfaces de la salle d'opération sont issus de la flore endogène du personnel et des patients (flore cutanée résidente et de transit, flore buccale et nasopharyngée, flore intestinale, flore génito-urinaire) (**Squinazi, 2003**).

Le corps émet un nombre considérable de petits fragments de la peau desquamée. La libération de ces squames souvent colonisées par la flore commensale

de la peau est favorisée par de nombreux facteurs dont l'activité et les frottements de vêtements. Ces squames s'associent aux phanères, poussières de coton, gouttelettes de Pflügge pour composer l'empoussièrement des salles d'opérations. Certaines de ces particules (de diamètre supérieur à 3 μ m, pouvant donner naissance à des colonies) véhiculent des microorganismes susceptibles de contaminer la plaie opératoire. En plus de la flore endogène, les individus (personnels et patients) peuvent introduire dans le bloc une flore pathogène lorsqu'ils sont atteints d'une maladie infectieuse **(Squinazi, 2003) ; (Migaud, et al., 2005)**.

Il faut souligner que l'aérocontamination des salles d'opérations est considérablement plus marquée quand le personnel est présent que quand il est absent. Ainsi, la quantité de germes présente dans l'air durant une opération dépend de l'activité, du nombre de personnes dans la salle, la fréquence d'ouverture des portes et du taux de renouvellement de l'air **(Gwo-Hwa W, Feng-Fang Chung, Chin-Sheng T, Kwei-Shan, 2011)**.

Réservoirs inertes

Ce sont essentiellement les surfaces horizontales et verticales, le textile opératoire, les dispositifs médicaux et les aérosols hydriques.

- ❖ **Le Textile opératoire** : en dehors de l'hygiène corporelle de base, la dissémination des micro-organismes est influencée par le type de tenue (pyjama, coiffe et masque), la façon dont elle est portée et la qualité intrinsèque des tissus (le coton, textile opératoire dont les fibres sont lâches). Ces particules textiles se couvrent de microorganismes en raison de leurs charges électrostatiques et participent donc à l'empoussièrement de la salle d'opération **(Combet, 2009)**.
- ❖ **Les supports inertes** : contaminés ou colonisés par des microorganismes, ils génèrent des émissions de particules viables, notamment dans les circonstances suivantes :
 - Transport ou déplacement d'équipements ;
 - Opérations de nettoyage et /ou de désinfection mal réalisées ;
 - Systèmes de ventilation ou de traitement d'air mal entretenus

Un dysfonctionnement de la ventilation, peut entraîner une colonisation des conduits d'air par des champignons filamenteux, notamment par *Aspergillus sp.* En

effet, les humidificateurs de l'air situés dans l'unité de conditionnement en amont des filtres de haute ou de basse efficacité peuvent stagner de l'eau s'ils sont mal entretenus. Cette eau est un milieu favorable à la croissance des moisissures et plusieurs études ont prouvées que l'eau des humidificateurs peut être contaminée par *Aspergillus*, *Beauveria*, *Cladosporium* et *Penicillium*, leurs spores peuvent passer en très petites quantités à travers les filtres, par effraction **(Thiele RH, Huffmyer JL, Nemerqut EC, 2008 ; Kelkar U, Bal A-M, Kulkarni S, 2005)**.

Une étude récente en Inde portant sur la contamination fongique des filtres des unités de conditionnement d'air dans 25 blocs opératoires pendant une durée de 2 ans (2001 et 2002) a démontré la colonisation des unités de conditionnement d'air par des moisissures du genre *Aspergillus*, *Rhizopus*, *Fusarium* et *Penicillium* et que les filtres de ces unités peuvent se comporter comme un nid favorisant la croissance des champignons filamenteux et des levures. Par conséquent, une décharge des spores provenant des unités de conditionnement d'air (AC) contaminées peuvent être à l'origine d'infections fongiques post-opératoires.

Le système de distribution en eau à l'hôpital : est le siège de proliférations des moisissures si plusieurs facteurs sont réunis : température favorable, présence de nutriments, de tartre ou de corrosion des canalisations, stagnation de l'eau **(Lamrani, 2005)**.

Les dispositifs médicaux : plusieurs types d'équipements génèrent des aérosols : les dispositifs médicaux (oxygénothérapie), les microgouttelettes ainsi générées sont le support de micro-organismes aéroportés **(Lamrani, 2005)**.

II.2.2.4 Relation entre aérocontamination fongique et infection fongique nosocomiale

Toute intervention chirurgicale peut se compliquer d'une infection du site opératoire, qui résulte de la multiplication d'un agent infectieux. L'infection fait suite à la contamination en fonction de l'importance de la contamination, de la virulence des germes et de la résistance du patient. En pratique, il est impossible de quantifier et d'agir sur la virulence du germe, de même, il est difficile de mesurer la résistance de l'hôte en pratique courante, mais on peut tenter de l'optimiser en diminuant l'inoculum

contaminant par la prévention, par l'hygiène et par l'antibioprophylaxie. Les sources de contamination étant nombreuses, il faut donc tenter dans la prévention d'agir à tous les niveaux (**Migaud, et al., 2005**).

L'air du bloc opératoire compte parmi les facteurs de l'environnement liés à la survenue d'une infection du site opératoire. Bien que sa part de responsabilité reste encore difficile à chiffrer, il n'est pas à négliger. L'air est un des vecteurs de nombreux germes pathogènes. Cependant, lors d'une infection du site opératoire, il reste difficile à démontrer si la contamination de l'air en est la cause ou la conséquence (**Combet, 2009**).

Le rôle de l'air dans la survenue des infections du site opératoire a essentiellement été étudié dans les interventions orthopédiques. LIDWELL a démontré que le niveau de contamination de la plaie opératoire ainsi que les taux d'infections post-opératoires en chirurgie orthopédique étaient liés au niveau de contamination de l'air du bloc opératoire. La mise en place dans les blocs de filtration à haut niveau de renouvellement de l'air a permis de diminuer de plus de deux fois les taux d'infections post-opératoires (passant de 3,4 à 1,6%) mais à un niveau moindre que l'utilisation d'une antibioprophylaxie (de 3,4% à 0,8%) ou que l'association d'une filtration et d'une antibioprophylaxie (de 3,4% à 0,7%). Ces résultats confirment indirectement la responsabilité, au moins partielle, d'une transmission aérienne à partir de particules mises en suspension, véhiculés par les turbulences d'air et déposées directement ou indirectement dans la plaie lors d'une intervention chirurgicale (**Lidwell, 1983**).

Il faut souligner que lors d'une contamination fongique de l'air du bloc opératoire, les éléments fongiques présents en suspension dans l'air, sont véhiculés par les turbulences de l'air avant de se déposer sur le champ chirurgical ou les instruments qui par la suite entrent en contact avec la plaie opératoire, générant ainsi une infection du site opératoire si toutes les conditions sont réunies. Une autre voie d'infection du malade opéré est l'inhalation de ces spores fongiques qui peuvent dans un contexte opportuniste provoquer diverses pathologies (**Chow & Yang, 2004**).

II.2.2.5 Impact de la contamination fongique sur la santé des patients

II.2.2.5.1. Structures fongiques capables de provoquer des effets

Les composants fongiques, viables ou non viables, susceptibles d'entraîner des effets néfastes sur la santé humaine peuvent être des structures fongiques dans leur

entièreté comme les spores, des substances élaborées par les moisissures ou des éléments provenant de la paroi cellulaire fongique entre autres **(Verhoeff & Burge, 1997) ; (Rylander, 1999)**

1. Mycotoxines

Ce sont des substances toxiques de faible poids moléculaire élaborées par des moisissures dans certaines conditions environnementales (lumière, température, dioxyde de carbone dans l'air, éléments nutritifs, présence d'autres espèces). Elles se retrouvent aussi bien sur le mycélium que dans la spore. Difficilement dégradables, les mycotoxines peuvent persister longtemps dans l'environnement, même lorsque les structures fongiques ne sont plus viables **(Etzel, 2002)**.

2. Composés organiques volatils (COV)

Ils sont issus du métabolisme des moisissures. Plusieurs composés ont été identifiés et appartiennent aux groupes des alcools, aldéhydes et cétones **(INSPQ, 2002)**. Les COV sont responsables de l'odeur caractéristique de moisissure. Leur seuil de détection est très faible, et peut permettre de détecter une problématique bien avant l'apparition des signes visibles de croissance fongique **(Schleibinger, Laussmann, Bornehag, Eis, & Rueden, 2008)**.

II.2.2.5.2. Symptômes et effets des moisissures

Les effets des moisissures sur la santé des occupants sont en fonction du mode et de l'importance de l'exposition, de la nature de l'agent en cause et de la susceptibilité des individus exposés (état de santé, âge, etc.). Des effets irritatifs, immunologiques, infectieux et toxiques ont été reportés **(Fischer & Dott, 2003)**. Les symptômes rencontrés touchent donc plusieurs systèmes du corps humain, mais plus particulièrement le système respiratoire.

II.3. Chapitre 03 : lutte et prévention de l'aérocontamination fongique au bloc opératoire

II.3.1. Mesures de prévention concernant l'environnement

La norme NFS 90-351 (Établissements de santé - Zones à environnement maîtrisé - Exigences relatives à la maîtrise de la contamination aéroportée) précise les exigences de sécurité sanitaire pour la conception, la construction, l'exploitation, la maintenance, le contrôle et l'utilisation des installations de traitement et de maîtrise de la qualité de l'air dans les établissements de santé (Avis de l'aspect sur la qualité de l'air au bloc opératoire, 2009).

II.3.1.1 Conception du bloc opératoire

La lutte contre les infections commence dès la conception du bloc : il doit être conçu selon des principes précis pour isoler au mieux cette enceinte des risques infectieux et protéger la plaie opératoire **(Migaud, et al., 2005)**.

- Un bloc opératoire doit séparer les circuits d'approvisionnement, du patient et du personnel. Une zone SAS doit séparer les circulations du bloc et celle du reste de l'établissement **(Migaud, et al., 2005)**.
- Le bloc opératoire doit être une structure indépendante du reste de l'hôpital dont il doit être séparé par différents systèmes le rendant « étanche ». Le regroupement des blocs opératoire peut être envisagé pour réduire les couts à condition de ne pas mettre en jeu la sécurité infectieuse **(Migaud, et al., 2005)**. Cependant, il faut tenir en compte la proximité et la facilité de communication du bloc avec l'unité de Réanimation, l'unité de soins intensifs post-opératoires et la stérilisation centrale **(Fagot, 2000)**.
- Ce qui contamine avant toute chose un bloc opératoire c'est la présence humaine, ceci implique que le bloc opératoire ne doit en aucun cas être « un hall de gare », les entrées et les sorties doivent être filtrés. D'où la nécessité de ne pouvoir pour l'ensemble du personnel, entrer et sortir du bloc opératoire que par l'intermédiaire d'un vestiaire pour y revêtir et dévêtir une tenue spécifique « bloc opératoire » **(Constans, Nicolas, Mathieu, & Hadou, 1990)**.
- La salle opératoire doit pouvoir assurer un non contamination provenant de la circulation ou du hall d'accès ce qui justifie la fonction du SAS qui est un lieu de

passage contrôlé entre deux zones de qualité aseptique différentes (**Fagot, 2000**).

- Pour limiter le contact avec le milieu extérieur, il est préférable que la salle d'opération n'ait qu'une seule porte par laquelle entrent et sortent l'équipe chirurgicale, le patient, les équipements et les différents matériels. L'idéal est la porte vitrée automatique : à commande au pied, au genou ou de proximité (sans poignée ni bouton à manipuler) (**Fagot, 2000**).

Les sols et les murs : la salle d'opération doit être le plus simple possible constitué de 4 murs lisses et d'un sol lisse et résistant à l'action mécanique et chimique des opérations de désinfection, on évitera les coins, les recoins, les niches, les moulures et saillies. En périphérie de la salle, il est utile que le revêtement de sol soit posé avec des remontés de plinthes arrondies qui permettent un nettoyage beaucoup plus aisé et peuvent aussi assurer une continuité parfaite avec les revêtements muraux (**Constans, Nicolas, Mathieu, & Hadou, 1990**).

Le plafond : il doit être lisse et lavable et permet de pouvoir fixer les éclairages opératoires (**Buisson, Gunepin, & Levadoux, 2008**). L'ouverture d'une fenêtre donnant sur l'extérieur sera pratique dans la mesure du possible car elle procure à toute l'équipe chirurgicale un confort visuel souvent très apprécié et permet de garder la notion du temps. Par contre, il faudra conserver la possibilité d'occulter ces ouvertures afin de procurer la semi-obscurité nécessaire à certaines chirurgies notamment endoscopiques (**Fagot, 2000**).

Stockage des produits et matériels : Il est important de construire au cœur du bloc, une zone de matériels stériles et autres, suffisamment spacieuse afin d'effectuer un stockage satisfaisant, notamment pour le matériel stérile. Le matériel, le linge et autres déchets souillés, contaminés, doivent être mis dans des systèmes imperméables, étanches afin d'être acheminés proprement jusqu'aux lieux de traitement (**Constans, Nicolas, Mathieu, & Hadou, 1990**). Il est nécessaire de multiplier et de rendre facilement accessible les zones de lavage manuel pour diminuer la contamination manuportée, et de traiter de façon adéquate l'air du bloc opératoire par un système de ventilation-filtration couplé à une climatisation pour lutter contre la contamination de l'air par des particules inertes et micro-organismes. Les installations

de ventilation doivent être soigneusement conçues, réalisés et accessibles à une bonne maintenance (**Buisson, Gunepin, & Levadoux, 2008**).

Circulations internes au bloc opératoire : Pendant très longtemps le dogme retenu pour les circuits au sein du bloc opératoire a été celui du double circuit isolant le propre et le sale, les entrées et les sorties sont séparées sans possibilité de croisement pour les patients, les personnels du bloc, les matériels et les déchets, mais ceci a eu pour principal inconvénient d'occuper beaucoup de place. La tendance actuelle est donc revenue au simple circuit, au moins pour les matériels et les déchets et ceci avec l'accord de l'ensemble des hygiénistes, l'un des avantages essentiels du simple circuit est bien sur le gain de place et la possibilité de reporter cet espace libéré sur les salles d'intervention (**Buisson, Gunepin, & Levadoux, 2008**).

Salle de surveillance post-interventionnelle : Considérée comme partie intégrante du bloc opératoire, l'organisation de la salle est primordiale en privilégiant une forme en U plus ou moins allongée, autour d'un poste de surveillance central, ce qui favorise la vision des patients et réduit les déplacements.

Salle de détente : permettant au corps médical et paramédical de se reposer entre deux opérations sans avoir à sortir du bloc opératoire, sans compromettre le fonctionnement du bloc opératoire et sans alourdir les procédures de sortie et d'entrée du bloc (**Bazin, Montefiore, Pigeon, & Seraqui, 1999**).

II.3.1.2 Maitrise de l'air au bloc opératoire

De plus en plus médiatisées, les infections nosocomiales représentent aujourd'hui plus que jamais un problème de santé publique préoccupant. Même si elles ne sont pas majoritaires, les infections dues à une contamination par l'air (ou aérobiocontamination) représentent un pourcentage non négligeable de ces infections nosocomiales. Aussi, en hygiène hospitalière, et plus précisément dans les blocs opératoires, le traitement de l'air joue-t-il un rôle primordial puisqu'il doit permettre d'une part de protéger la zone à risque (le champ opératoire par exemple) contre toute contamination microbiologique, mais aussi d'autre part procurer un certain confort pour l'équipe chirurgicale

II.3.1.2.1. Traitement d'air

Le traitement de l'air d'une salle opératoire vise plusieurs objectifs (**Ancellin, 1999**) :

- Empêcher l'introduction ou la stagnation dans la salle d'opération de particules susceptibles d'infecter une plaie opératoire, appelées particules donnant naissance à des colonies (PNC).
- Eliminer de la salle d'opération le plus rapidement possible, toutes les particules qui sont émises en permanence par l'équipe opératoire, mais également par le patient sans oublier tous les dispositifs, équipements et matériels utilisés aux salles d'opérations
- Assurer autant que possible le confort de l'équipe opératoire, en assurant une température et une hygrométrie les plus constantes possible ; c'est le rôle des installations de climatisation qui sont souvent confondues dans le langage courant avec les installations de ventilation
- Présenter la maintenance la plus aisée possible (nettoyage, désinfection, changement des filtres).

1. Les composants d'un système de traitement d'air

Le traitement de l'air et la maîtrise de l'aérocontamination doivent prendre en compte plusieurs paramètres :

❖ La surpression

Elle permet d'éviter la contamination provenant de l'extérieur par les ouvertures naturelles (les portes, accès) ou par les éventuelles fuites. Une salle d'opération doit théoriquement être en surpression par rapport à l'ensemble des locaux périphériques, afin que l'air extérieur contaminé ne puisse passer à travers le SAS d'entrée, cette surpression devant aller en décroissant, de la salle d'opération vers la zone d'entrée (**Ancellin, 1999**).

Elle est assurée par un débit d'air neuf introduit non extrait pour éviter la contamination extérieure. Pour parvenir à ce résultat, il est indispensable que chaque salle dispose de son propre système de ventilation et que l'on puisse commander séparément le soufflage et l'extraction (**Combet, 2009**).

Le maintien d'une réelle surpression n'est possible que si toutes les portes de la salle d'opération sont fermées de façon étanche. Un indicateur visuel de la surpression régnant au sein de la salle est indispensable pour permettre aux utilisateurs de vérifier à tout moment le bon fonctionnement de leur installation de ventilation (**Pulito, 1985**).

❖ **La filtration**

L'air soufflé dans la salle est filtré par les centrales de traitement avec des filtres à très haute efficacité. Cette filtration protège le patient des particules viables par la mise en place d'étages de filtration, elle permet de diminuer la concentration des particules de l'air provenant de l'extérieur ou de l'intérieur des locaux en cas de recyclage de l'air par la centrale de traitement (**Pulito, 1985**).

Les centrales de traitement d'air qui alimentent les blocs opératoires comprennent toutes au minimum trois étages de filtration d'efficacité croissante (**Pulito, 1985**) ; (**Squinazi, 2003**):

Le premier étage de filtration est situé en amont de la centrale de traitement d'air, il constitue une première barrière à la contamination extérieure et assure la préservation des performances de l'installation. Il comprend des filtres fins de classe F6 ou F7 (filtres agissant sur des particules de taille inférieure à 1µm).

Le deuxième étage de filtration assure une filtration de haute efficacité grâce à des filtres fin de classe F8 ou F9 situé à la sortie de la centrale de traitement d'air.

Il a pour objectifs de protéger le réseau de distribution d'air, de garantir la salubrité de l'air et de protéger les filtres terminaux.

Le dernier étage de filtration garantit la classe d'empoussièremment préconisée en assurant une filtration à très haute efficacité (99,99%) grâce à des filtres à très haute efficacité H13 ou H14 situé à la diffusion de l'air dans la salle et a pour fonction d'assurer la qualité de l'air soufflé.

❖ **La diffusion**

La diffusion de l'air peut se faire selon un mode unidirectionnel ou non unidirectionnel. On distingue des systèmes de flux dit unidirectionnels ou laminaires qui peuvent être horizontaux ou verticaux, des systèmes non directionnels dit « flux

turbulent » et des systèmes de plafond soufflant à basse vitesse (ou flux stabilisés) qui paraissent réaliser un excellent compromis pour l'équipement des salles hyper propres, compte tenu de la forte protection qu'il apporte au champ opératoire et de leur coût moins élevé par rapport à celui d'un flux unidirectionnel vertical (**Buisson, Gunepin, & Levadoux, 2008**).

❖ **Le taux de renouvellement de l'air**

Il est assuré par la centrale de traitement d'air et permet d'éliminer les contaminants particuliers générés en salle d'opération. Il représente le volume d'air (soit air neuf soit mélange d'air neuf et d'air recyclé) apporté en une heure dans une salle de volume connue (**Combet, 2009**).

C'est le rapport du débit d'air en (m³ /heure) mis en circulation dans un espace à traiter, au volume (en m³) de cet espace, il est exprimé en volume par heure. Ce rapport est d'une grande importance dans le traitement d'une atmosphère donnée car il est évident que plus ce rapport est important, mieux l'atmosphère sera épurée des contaminants émis (**Squinazi, 2003**).

Les recommandations retiennent en général le chiffre minimum de 15 volume /heure pour un apport en air neuf des salles d'opérations. En effet, la dilution des polluants chimiques de la salle d'opération ne peut être correctement assurée avec des taux inférieurs à cette valeur. Dans certaines situations, telles que les chirurgies hyper aseptiques, ce n'est pas suffisant, on ajoute donc aux 15 volume/heure d'air neuf un apport d'air en recirculation pouvant atteindre 60 à 80 volume /heure (**Combet, 2009**).

Il est important de souligner que quel que soit le traitement mis en œuvre, la protection des salles est assurée avant tout par le maintien de la surpression et par un taux de renouvellement de l'air élevé (**Ancellin, 1999**).

2. **Les différents types d'un système de traitement d'air**

❖ **Le flux turbulent**

L'air neuf filtré provenant des centrales est mis sous pression et diffusé dans les salles par les bouches d'aération, avant d'être en partie repris par un système d'aspiration pour être rejeté à l'extérieur de l'hôpital. Le débit soufflé est supérieur au débit extrait pour créer une surpression qui protège le bloc de toute entrée d'air

extérieur. Cet air propre est mélangé avec l'air ambiant permettant ainsi une dilution et une élimination de l'air contaminé. L'équilibre entre l'émission des particules et l'effet

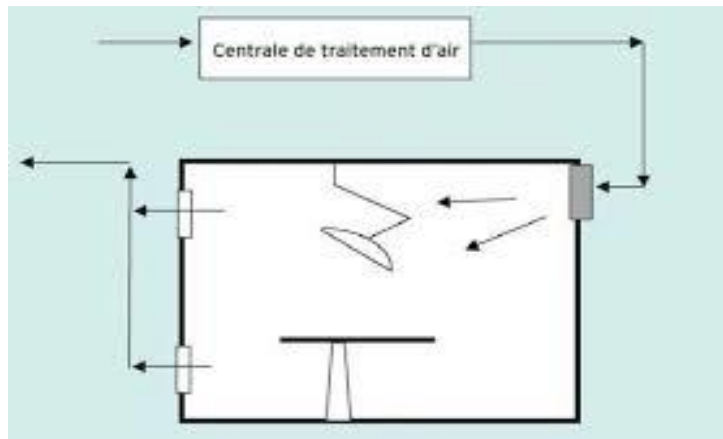


Figure 10: flux turbulent (Combet, 2009)

de dilution permet de maintenir la concentration particulaire au-dessous du seuil maximum de contamination toléré. Habituellement, la pulsion se fait près du plafond et l'extraction près du sol ; de façon à favoriser l'effet piston favorable à la sédimentation des particules vers le sol (Squinazi, 2003) ; (Lamrani, 2005) ; (Fagot, 2000)

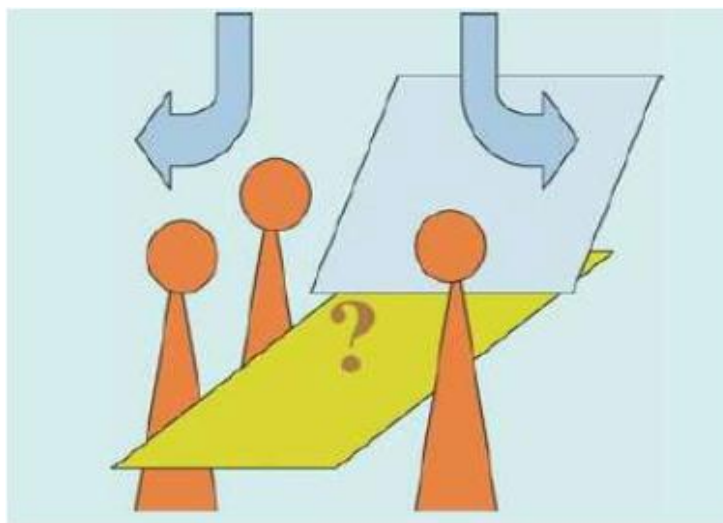


Figure 9: Plafond à basse vitesse (Combet, 2009)

❖ **Le plafond soufflant à déplacement d'air à basse vitesse**

Il engendre un écoulement d'air dirigé vers le bas sur le champ opératoire à des vitesses inférieures ou égales à 0.25 m/s, créant une véritable barrière dynamique autour de la zone à plus haut risque. Les reprises sont disposées sur les quatre angles de la pièce en partie haute et basse (Al Akoum, Duprat, Lidove, & Rundstadler, 2004).

❖ **Le flux unidirectionnel**

Il projette directement sur le champ opératoire un air filtré ultra propre à écoulement laminaire, l'air se déplace dans un même volume et une même direction à travers une salle ou une zone propre, en filets parallèles et de vitesses uniformes. Ce profil aéraulique est obtenu en soufflant l'air, à vitesse constante, par une paroi complète du local et en le reprenant par la paroi opposée. Pour que ce flux soit efficace, il ne doit exister aucun obstacle sur son trajet. La présence d'un obstacle fait perdre momentanément le caractère linéaire de l'écoulement qui se reconstitue en aval. Ils peuvent être verticaux (l'air propre est projeté du plafond et repris sur un mur de la salle), ou horizontaux (l'air propre est soufflé d'un mur, la reprise se fait sur le mur opposé) (Al Akoum, Duprat, Lidove, & Rundstadler, 2004) ; (Lamrani, 2005) ; (Mousny, 2000)

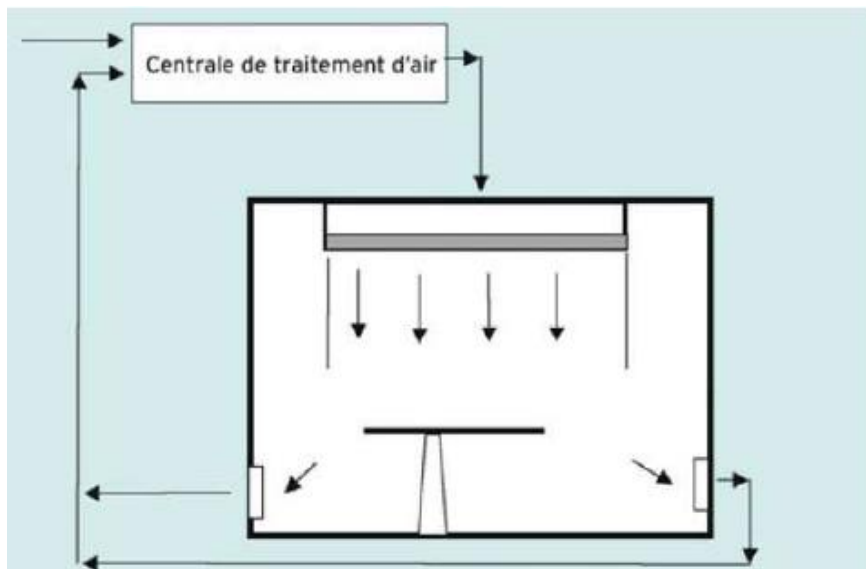


Figure 11: Flux laminaire (Combet, 2009)

Critères de choix (Al Akoum, Duprat, Lidove, & Rundstadler, 2004) ; (Pulito, 1985):

Le choix et les applications des possibilités de protection offris par la technologie moderne du traitement de l'air se font selon la zone à risque :

- ♣ Les installations hautement sophistiquées telles que celles basées sur l'écoulement laminaire doivent être réservées aux risques infectieux sévères : chirurgie cardiaque, orthopédique et neurochirurgie.

- ♣ Pour des risques infectieux moins important, une ventilation turbulente et une disposition convenable des diffuseurs et des bouches de reprise sont suffisantes.

II.3.1.2.2. Installation du traitement d'air

Les composantes d'une installation de traitement d'air jouent un rôle essentiel : ils doivent être choisis, installés et entretenus avec soins (**Fagot, 2000**) ; (**Lamrani, 2005**) ; (**Pulito, 1985**)

- ❖ **Le caisson du mélange** : c'est le dispositif qui permet le mélange de l'air extérieur et de l'air recyclé, la prise de l'air extérieur doit être située le plus haut possible, éloignée de toute cheminée rejetant gaz et /ou poussières et placée de telle sorte qu'elle ne soit pas exposée directement au régime des vents dominants et des turbulences.
- ❖ **Le préfiltre** : c'est le seul traitement anti particulaire de l'installation et il ne sert qu'à la protection des filtres secondaires situés en aval.

L'efficacité des préfiltres dépendra de l'encrassement, donc la durée de vie des filtres à très haute efficacité qui sont la partie noble de l'installation.

- ❖ **La Batterie chaude et la batterie froide** : régulent la température de l'air ambiant.
- ❖ **Le Ventilateur** : fourni à l'air l'énergie nécessaire à son déplacement dans les conduits de l'installation.
- ❖ **L'humidificateur** : l'air desséché peut être ensuite amené à l'hygrométrie souhaité au moyen d'un humidificateur.
- ❖ **Les filtres à très haute efficacité ou filtres absolues** : l'air est filtré en passant progressivement à travers des filtres de plus en plus fins jusqu'au filtre de type HEPA dit absolu, c'est-à-dire que les particules d'un diamètre supérieur à 0,3 µm sont retenus, ce qui représente 99,99% de l'ensemble des particules.
- ❖ **Les diffuseurs** : assurent la diffusion de l'air dans le local.

Une installation de traitement d'air peut devenir une source de risque si elle n'est pas parfaitement entretenue, vérifiée, maintenue en bon état de marche pendant toute sa durée de vie. Les installations de traitement d'air doivent faire l'objet d'une maintenance obéissant à des règles et des normes (**Mousny, 2000**) ; (**Thierry, 2009**)

II.3.1.3 Entretien des blocs opératoires (Direction Générale de la Prévention et de la Promotion de Santé, 2005)

II.3.1.3.1. Salle d'intervention

1. A l'ouverture de la salle : Avant le début de la première intervention

♣ Objectif

Éliminer les particules ayant sédimenté sur les surfaces horizontales lors de la mise au repos de la salle.

♣ Méthode

Réaliser une hygiène des mains : lavage simple ou désinfection par friction avec un produit hydroalcoolique

- Mettre des gants non stériles à usage unique
- Réaliser un nettoyage-désinfection par essuyage humide des surfaces horizontales :
 - Eclairage opératoire
 - Table d'opération et ses différents appuis et accessoires
 - Table d'instrumentation et guéridons
 - Equipement d'anesthésie
 - Equipement biomédical présent dans la salle et amené à y rentrer mobilier
- Dépoussiérer le sol par balayage humide ou par usage de la technique vapeur
- Réaliser une hygiène des mains après le retrait des gants.

2. Entre deux interventions

♣ Objectif

Éliminer les souillures et micro-organismes accumulés sur les surfaces horizontales au cours d'une intervention.

♣ Méthode

- Réaliser une hygiène des mains*
- Mettre des gants à usage unique non stériles
- Après le départ du patient, évacuer :

- Le linge opératoire dans des sacs appropriés (si linge opératoire réutilisable)
 - Les déchets d'activité de soins à risque infectieux (DASRI) et les ordures ménagères (OM) dans des emballages fermés hermétiquement dans la salle vers le conteneur de stockage intermédiaire
 - Les éventuels prélèvements
 - Le matériel médico-chirurgical souillé dans des bacs de pré désinfection munis de couvercle.
- Eliminer les gants
 - Réaliser une hygiène des mains
 - Mettre de nouveaux gants à usage unique non stériles
 - Réaliser un nettoyage-désinfection par essuyage humide avec un produit détergent-désinfectant des équipements ou dispositifs utilisés pendant l'intervention, du plus propre vers le plus sale, portes de la salle fermées (afin de limiter les perturbations aérauliques dans la salle d'intervention)
 - Eclairage opératoire,
 - Table d'opération et ses différents appuis et accessoires,
 - Table d'instrumentation et guéridons,
 - Equipement d'anesthésie,
 - Equipement biomédical : générateur de bistouri électrique, amplificateur de brillance, colonnes vidéo, appareil d'échographie, négatoscope
 - Mobilier : tabourets, escabeau, poignées de porte, baquets à déchets et leurs supports, etc...
 - Entretien du sol :
 - Réalisation au minimum d'un balayage humide pour les interventions non souillâtes.
 - Pour toutes les autres interventions, en présence de souillures par du sang ou des matières organiques, l'entretien du sol sera réalisé par balayage humide puis par lavage manuel à l'aide d'un produit détergent-désinfectant, ou par la vapeur.
 - La prise en charge du sol concerne les surfaces entourant la table d'opération et les tables d'instruments, ainsi que les surfaces visiblement souillées.

- Réaliser une hygiène des mains après le retrait des gants.
- Reconditionner la salle une fois le sol complètement sec.

3. En fin de programme

♣ Objectif

Garantir l'élimination des souillures et des micro-organismes présents sur toutes les surfaces horizontales et verticales, ainsi que sur les équipements de la salle, à l'issue de la dernière intervention du programme opératoire.

♣ Méthode

- Réaliser une hygiène des mains
- Mettre des gants à usage unique non stériles
- Après le départ du patient, évacuer :
 - Le linge opératoire dans des sacs appropriés (si linge opératoire réutilisable)
 - Les déchets d'activité de soins à risque infectieux (DASRI) et les ordures ménagères (OM) dans des emballages fermés hermétiquement dans la salle
 - Les éventuels prélèvements
 - Le matériel médico-chirurgical souillé dans des bacs de pré désinfection munis de couvercle.
- Eliminer les gants
- Réaliser une hygiène des mains*
- Mettre de nouveaux gants à usage unique non stériles.
- Réaliser un nettoyage-désinfection de l'ensemble des surfaces horizontales et verticales par essuyage humide avec un produit détergent-désinfectant, ou par passage du balai vapeur, portes de la salle fermées :
 - Eclairage opératoire,
 - Table d'opération après démontage des parties amovibles, appuis, et accessoires
 - Table d'instrumentation et guéridons,
 - Equipement d'anesthésie,

- Equipement biomédical : générateur de bistouri électrique, amplificateur de brillance, colonnes vidéo, bras plafonniers, appareil d'échographie, négatoscope
 - Murs à mi-hauteur,
 - Mobilier : tabourets, escabeau, poignées de porte, baquets à déchets et leurs supports, grilles d'extraction d'air, etc...
- Entretien du sol :
- Balayage humide puis lavage manuel ou mécanisé, ou entretien par passage du balai vapeur sur l'ensemble de la surface des sols de la salle d'intervention quelle que soit la nature des interventions pratiquées.
- Réaliser une hygiène des mains après le retrait des gants.
- Reconditionner la salle une fois le sol complètement sec.

4. Entretien hebdomadaire

♣ Objectif

Compléter l'entretien des surfaces de la salle d'intervention en réalisant un nettoyage approfondi en éliminant les salissures adhérentes et le biofilm

♣ Méthode

- Réaliser une hygiène des mains
- Mettre des gants à usage unique non stériles
- Réaliser un nettoyage-désinfection des surfaces horizontales et verticales par essuyage humide, ou entretien par passage de vapeur à l'aide des accessoires appropriés. Pour ces opérations, la salle est entièrement vidée et les portes sont fermées.
- Les murs sont nettoyés sur toute leur hauteur.
- Compléter la prise en charge des locaux par :
 - Le nettoyage-désinfection des plafonds, des portes,
 - Le nettoyage-désinfection de l'extérieur des bouches de soufflage, des grilles d'extraction, ou du plafond soufflant,
 - Nettoyage à fond du mobilier :
 - Démontage des parties amovibles de la table d'opération,
 - Démontage des roulettes des supports mobiles,

- Démontage des tiroirs des meubles mobiles et des murs techniques préalablement vidés de leur contenu.
- Entretien du sol :
 - Balayage humide puis lavage manuel ou mécanisé ou entretien par la vapeur.
- Réaliser une hygiène des mains après le retrait des gants.
- Reconditionner la salle une fois le sol complètement sec.

II.3.1.3.2. Autres locaux du bloc opératoire

Outre la salle d'intervention, les autres locaux identifiés au sein du bloc opératoire doivent bénéficier d'un entretien planifié et tracé. Une fréquence des opérations de nettoyage en fonction du niveau d'occupation et de l'attribution de ces locaux.

1. Salle de surveillances post-interventionnelle

Tableau 1: entretien de la salle de surveillance post interventionnelle

SALLE DE SURVEILLANCE POSTINTERVENTIONNELLE (SSPI)	PLURI- QUOTIDIEN	1 FOIS / JOUR	1 FOIS / SEMAINE	Autres
<u>Poste de surveillance :</u>				
Evacuation des déchets	X			Au départ du patient
Balayage humide		X		Au départ du patient si souillure
Lavage du sol		X		Au départ du patient si souillure
Essuyage humide des surfaces des appareils médicaux et mobiliers	X			Au départ du patient
<u>Salle :</u>				

Evacuation des déchets et du linge	X			
Essuyage humide des surfaces horizontales et accessoires : poignées, interrupteurs, téléphone...	X			
Essuyage humide des surfaces des appareils médicaux et mobiliers	X			
Balayage humide des sols		X		
Lavage du sol		X		
Lavage mécanisé du sol ou Lavage du sol par technique vapeur			X	
Essuyage humide des murs				1 fois / mois
Essuyage humide des portes			X	
Essuyage humide du mobilier (Intérieur)				1 fois / mois
Essuyage humide du chariot d'urgence				1 fois / mois et après chaque utilisation
Essuyage humide des bouches d'aération (extérieur)				1 fois / mois

2. Salle d'induction ou de pré-anesthésie

Tableau 2: entretien de la salle d'induction

SALLE D'INDUCTION OU DE PREANESTHESIE	PLURI- QUOTIDIEN	1 FOIS / JOUR	1 FOIS / SEMAINE	Autres
Evacuation des déchets	X			
Essuyage humide des surfaces horizontales et des accessoires	X et entre chaque patient			
Essuyage humide des surfaces des appareils médicaux et mobiliers	X et entre chaque patient			
Balayage humide des sols		X		
Lavage du sol		X et dès que souillure		
Lavage mécanisé du sol ou Lavage du sol par technique vapeur			X	
Essuyage humide des murs			X	
Essuyage humide des portes			X	
Essuyage humide des bouches d'aération (extérieur)				X

3. Zone de préparation des chirurgiens

Tableau 3: entretien de la salle de préparation des chirurgiens

ZONE DE PREPARATION DES CHIRURGIENS	PLURI-QUOTIDIEN	1 FOIS / JOUR	1 FOIS / SEMAINE	Autres
Evacuation des déchets	X			
Auge chirurgicale	X entre chaque patient			
Essuyage humide des surfaces horizontales	X			
Essuyage humide des surfaces de stockage		X si rayonnage ouvert	X si rayonnage fermé	
Balayage humide des sols	X			
Lavage du sol	X			
Lavage mécanisé du sol ou Lavage du sol par technique vapeur			X	
Essuyage humide des murs			X	
Essuyage humide des portes			X	
Essuyage humide des bouches d'aération (extérieur)				X

4. Arsenal stérile

Tableau 4: entretien de l'Arsenal stérile

ARSENAL STERILE	1 FOIS / JOUR	1 FOIS / SEMAINE	1 FOIS / MOIS	<u>Au</u>
Essuyage humide des surfaces horizontales	X Si ouvert	X Si fermé		
Essuyage humide des surfaces extérieures du mobilier de stockage	X			
Essuyage humide des surfaces intérieures du mobilier de stockage			X	
Balayage humide des sols	X			
Lavage du sol	X			
Lavage mécanisé du sol ou Lavage du sol par technique vapeur		X		
Essuyage humide des murs		X		
Essuyage humide des portes		X		

5. Autres locaux de stockage

Tableau 5: entretien de d'autres locaux de stockage

MAGASIN, PHARMACIE	1 FOIS / JOUR	1 FOIS / SEMAINE	1 FOIS / TRIMESTRE
Evacuation des ordures ménagères	X		
Essuyage humide des surfaces horizontales		X	
Essuyage humide des surfaces extérieures du mobilier de stockage	X		

Essuyage humide des surfaces intérieures du mobilier de stockage			X
Balayage humide des sols	X		
Lavage du sol	X		
Lavage mécanisé du sol ou Lavage du sol par technique vapeur		X	
Essuyage humide des murs			X
Essuyage humide des portes			X

6. Sas de transfert

Tableau 6: entretien du Sas de transfert

ZONE DE TRANSFERT DES PATIENTS	PLURI-QUOTIDIEN	1 FOIS / JOUR	1 FOIS / SEMAINE	AUTRE PERIODICITE
Evacuation des déchets et du linge	X			
Essuyage humide des surfaces hautes	X			
Balayage humide des sols		X		
Lavage du sol		X		Dès que souillé
Lavage mécanisé du sol ou Lavage du sol par technique vapeur			Dès que souillé	
Essuyage humide des murs				1 fois / mois
Essuyage humide des portes			X	

Déclenchement automatique de portes	X (si manuel ou infrarouge)	X (si au pied)		
--	--	---------------------------------	--	--

7. Sas de décartonnage

Tableau 7: entretien du Sas de décartonnage

ZONE DE DECARTONNAGE	PLURI-QUOTIDIEN	1 FOIS / JOUR	1 FOIS / SEMAINE	AUTRE PERIODICITE
Evacuation des déchets (OM)	X (selon volume)	X		
Balayage humide des sols		X		
Lavage du sol		X		
Lavage mécanisé du sol ou Lavage du sol par technique vapeur			X	
Essuyage humide des portes			X	
Essuyage humide des murs				1 fois / mois
Déclenchement automatique de portes	X (si manuel ou infrarouge)	X (si au pied)		

8. Vestiaires

Tableau 8: entretien du vestiaire

VESTIAIRES	PLURI-QUOTIDIEN	1 FOIS / JOUR	1 FOIS / SEMAINE	AUTRE PERIODICITE
Evacuation des déchets	X			
Essuyage humide des surfaces horizontales		X		

Essuyage humide de l'extérieur du mobilier de stockage			X	
Essuyage humide de l'intérieur du mobilier de stockage			X	
Balayage humide des sols		X		
Lavage du sol		X		
Lavage mécanisé du sol ou Lavage du sol par technique vapeur			X	
Essuyage humide des portes			X	
Essuyage humide des murs				1 fois / mois
Point d'eau, douche		X		
WC	X			

9. Bureaux

Tableau 9: entretien du Bureaux

BUREAUX	1 FOIS / JOUR	1 FOIS / SEMAINE	AUTRE PERIODICITE
Evacuation des déchets (OM)	X		
Essuyage humide des surfaces horizontales	X		
Essuyage humide des téléphones, poignées de porte, interrupteurs...	X		
Essuyage humide de l'extérieur du mobilier de stockage	X		
Essuyage humide de l'intérieur du mobilier de stockage (tiroirs...)			1 fois / trimestre
Balayage humide des sols	X		

Lavage du sol	X		
Lavage mécanisé du sol ou Lavage du sol par technique vapeur			1 fois / trimestre

10. Salle de détente

Tableau 10: entretien de la salle de détente

SALLE DE DETENTE	1 FOIS / JOUR	1 FOIS / SEMAINE	AUTRE PERIODICITE
Evacuation des déchets (OM)	X		
Essuyage humide des surfaces horizontales	X		
Essuyage humide des téléphones, poignées de porte, interrupteurs...	X		
Balayage humide des sols	X		
Lavage du sol	X		
Lavage mécanisé du sol ou Lavage du sol par technique vapeur			X

11. Couloirs de circulation

Tableau 11: entretien des couloirs de circulation

COULOIRS DE CIRCULATION	1 FOIS / JOUR	1 FOIS / SEMAINE	AUTRE PERIODICITE
Balayage humide des sols	X		
Lavage du sol	X		
Lavage mécanisé du sol ou Lavage du sol par technique vapeur		X	
Essuyage humide des murs			X
Essuyage humide des portes		X	
Déclenchement automatique de portes	X (si manuel ou infrarouge)	X (si au pied)	
Surfaces vitrées			X

12. Zone de lavage

Tableau 12: entretien de la zone de lavage

ZONE DE LAVAGE	PLURI- QUOTIDIEN	1 FOIS / JOUR	1 FOIS / SEMAINE
Evacuation des déchets	X		
Essuyage humide des surfaces hautes	X		
Balayage humide des sols		X	
Lavage du sol		X	
Lavage mécanisé du sol ou Lavage du sol par technique vapeur			X
Essuyage humide des murs			X
Essuyage humide des portes			X
Evier, Vidoir	X		

II.3.1.3.3. Équipement mobiles (CCLIN, 2006)

Conformément aux **recommandations RA 72, RA 73, RA 74 et RA 75 du guide SFHH** : il est nécessaire de limiter la contamination des équipements et dispositifs médicaux présents en salle d'intervention en appliquant les mesures suivantes :

- Entretien régulier de ces matériels,
- Mesures de protection telles que le housage en dehors des périodes d'utilisation,
- Limitation du temps de présence en salle, en dehors des périodes d'utilisation,
- Maintenance des dispositifs.

Les équipements mobiles ne doivent en aucun cas être stockés dans les salles d'intervention, et ce afin de faciliter les procédures d'entretien des sols et surfaces.

En salle d'intervention, les équipements munis de ventilateurs étant susceptibles de modifier les mouvements d'air et de faciliter la remise en suspension des particules sédimentées, il est recommandé d'éviter la présence de tels dispositifs. Si ces équipements sont indispensables, il conviendra de les positionner à une place qui limite toute perturbation aéraulique (le plus loin possible de la zone péri-opératoire, hors du flux laminaire...).

II.3.1.4Fiches techniques (CCLIN Sud-Ouest, 2003)

Les techniques d'entretien sont communes à celles mises en œuvre dans les autres locaux hospitaliers. Le descriptif de ces techniques reprend donc les tableaux issus du guide « **Entretien des locaux des établissements de soins** » du **CCLIN Sud-Ouest (2005)**. Dans ces tableaux, le terme « surfaces » regroupe les surfaces autres que le sol : les surfaces verticales (murs, parois) et les surfaces horizontales (plans de travail, mobilier). **Voir l'annexe**

♣ LES TECHNIQUES DE DEPOUSSIERAGE

- Essuyage humide des surfaces
- Balayage humide
- Nettoyage par aspiration

♣ LES TECHNIQUES DE LAVAGE DES SOLS

- Lavage manuel
- Lavage mécanisé

♣ LA TECHNIQUE D'ENTRETIEN PAR LA VAPEUR. (voir l'annexe)

II.3.2. Mesures de prévention concernant le personnel (HEPHAISTOS, 1998-1999)

C'est l'ensemble des mesures de protection à mettre en œuvre pour lutter contre les risques et les nuisances auxquelles sont exposés les malades, le personnel et les visiteurs en milieu hospitalier et en particulier contre les risques infectieux.

II.3.2.1 Lavage des mains

La main est le principal mode de transmission de microorganismes, les infections peuvent être réduites par l'application de règles d'hygiène telle que le lavage et/ou désinfection des mains

Règles générales à respecter :

- Avoir des ongles courts et non vernies
- Aucun bijou au main et/ou poignets
- Pas de montre aux poignets
- Les manches de la tenue de travail sont courtes ou relevées.

Lavage chirurgicale des mains

Elle demeure la première mesure de prévention des infections nosocomiales. C'est un acte à haut risque infectieux en service de soin nécessitant une technique chirurgicale (pose d'un dispositif invasif. Exemple : cathétérisme centrale, ponction Lombar). Acte chirurgical : en bloc opératoire, en secteur fermé et tout secteur protégé.

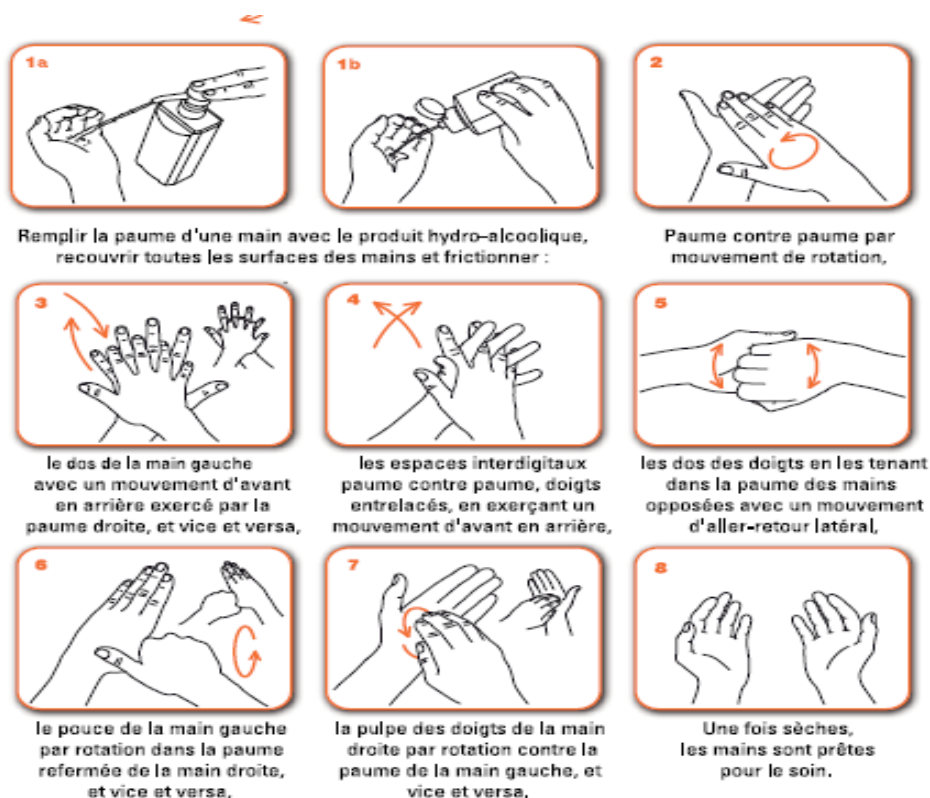


Figure 12: la friction hydro alcoolique

II.3.2.2 Protections respiratoires et oculaire

Une protection oculaire est portée pour toute opération.

- A choix lunettes de protection ou masque à visière.
- Les lunettes réutilisables sont lavées et désinfectées après emploi et sont conservées dans un endroit propre.
- Les lunettes doivent être personnelles. (Raselli, 2006)

II.3.2.3 Port de gants stériles

Le port de gants stériles lors de l'intervention chirurgicales est obligatoire pour :

- Eviter la transmission des micro-organismes des mains du personnel vers le patient.
- Protéger le personnel du risque de contamination par des liquides biologiques.

II.3.2.4 Tenue vestimentaire

Le bloc opératoire, la salle de réveil et la stérilisation constituent une zone protégée où la charge en micro-organismes doit être limitée au maximum.

- Le personnel doit se changer à chaque fois qu'il quitte ou pénètre dans l'enceinte du bloc opératoire.
- Le personnel dispose de vestiaires lui permettant de vêtir une tenue de base propre et différenciée.

Blouse chirurgicale stérile

- Lors de chirurgie invasive, la blouse opératoire doit être renforcée de façon imperméable au niveau du plastron et au niveau des avant-bras ;
- La coupe de la blouse opératoire doit permettre une isolation parfaite ;
- La blouse est à changer entre chaque intervention ;
- La blouse opératoire en microfibre peut représenter une alternative à la blouse non tissée. (Raselli, 200

II.3.2.5 Les circuits

- Séparer les entrées, sorties : Patient (transfert), Personnel (vestiaires) ;
- Utilisation de conteneurs fermés pour le transport des matériels contaminés ;
- Limitation du nombre de personnes présentes dans un bloc opératoire ;
- Limiter les ouvertures des portes.

II.3.3. L'antibioprophylaxie

C'est l'administration d'antibiotique avant la contamination bactérienne potentielle liée à l'acte opératoire. Elle a pour objectif la réduction de la fréquence des infections chirurgicales superficielles au niveau des sites opératoires

III. Partie pratique

Objectives

Les objectifs de ce travail sont :

- ❖ Evaluer la qualité de l'air dans deux blocs opératoires en comparant les résultats de ce travail avec d'autres études similaires :
 - La chirurgie générale (CG)
 - La chirurgie infantile (CCI)
- ❖ Déterminer le degré de contamination fongique de l'air à un moment défini (4 jours d'études).

III.1. Matériels et méthodes

III.1.1. Période, lieu et type de l'étude

Il s'agit d'une étude prospective descriptive qui s'est déroulée du 15/03/2020 au 19/03/2020, dont 40 prélèvements ont été effectués au niveau du Centre Hospitalo-universitaire « Dr Hassani Abdelkader » de Sidi Bel Abbes. Il s'agit d'une étude mycologique qui porte sur l'évaluation de l'aéromycoflore dans deux blocs opératoires :

- La chirurgie générale (CG)
- La chirurgie infantile (CCI)

L'identification et l'interprétation des résultats sont réalisées au niveau de l'unité de mycologie-parasitologie du laboratoire central d'analyse médicale de C.H.U de Sidi Bel Abbes.

Description du site de l'étude

Chacun des deux blocs regroupe 3 zones :

- Des salles d'opérations
- Un couloir périphérique : Il permet la circulation entre les différentes salles d'opérations et les locaux périphériques
- Les locaux périphériques : salle de réveil, zones de stockage de matériels, SAS d'entrée, secrétariat, bureaux, salle de détente...

III.1.2. Matériel

III.1.2.1 Appareillage

- Microscope optique
- Étuve à 27°C
- Verreries et petit matériel
- Boîtes de Pétri (90 mm de diamètre)
- Portoir
- Bec bunsen
- Anses de platine.
- Pipettes Pasteur
- Eau physiologique stérile

- Huile d'émersion
- Portoirs
- Lames et lamelles en verre et propres
- Gants
- Scotche, ciseau, stylo feutre
- Règle

III.1.2.2 Réactifs et milieu de culture

- Gélose Sabouraud
- Gélose Sabouraud+ chloramphénicol
- Gélose Sabouraud+ chloramphénicol+ actidione
- Gélose extrait de malt
- Bleu de lactophénol

III.1.3. Méthodologie

III.1.3.1 Choix de lieu de prélèvement

Les prélèvements sont réalisés au niveau de chaque locale des deux blocs opératoires dans les deux services, le matin, au moment d'intervention chirurgicale et à la fin du programme opératoire de la journée.

Pour chaque salle, locale et zone, différents sites sont choisis pour les prélèvements, ces sites sont les plus susceptibles au dépôt de spores fongique : le sol, chariot d'anesthésie médicale, écran tactile d'ordinateur d'infirmière, table d'opération, moniteur de signes vitaux, écran tactile d'ordinateur d'anesthésiste, éclairage chirurgical, table d'instruments, poignées de porte interne...

Chaque échantillon prélevé est accompagné d'une fiche de prélèvement comportant les informations suivantes : jour, heure, lieu, et sites de prélèvements.

Tableau 13: Répartition globale des différents sites de prélèvements dans les deux blocs opératoires

<i>Hôpital</i>	<i>Service</i>	<i>Salles</i>	<i>N°</i>	<i>Origine</i>
CHU SBA	Chirurgie infantile	A	01	Table d'opération
			02	Sol
			03	Chariot infirmier
		B	04	Sur la table d'opération

			05	Sol au coin	
			06	Chariot infirmier	
			07	Près de l'appareil d'anesthésie	
			08	Sous la table d'opération	
		SAS 1	09	Sol au coin	
			10	Au-dessus de lavabo	
			11	Au-dessous de lavabo	
			12	Sur le chariot des matériels chirurgicaux	
		SAS 2	13	Sol au coin	
		Vestiaire	14	Sol près d'armoire	
		Salle de stockage	15	Sol près de l'autoclave	
			16	Sol au coin	
		Salle de détente	17	Au coin près de canapé	
		Salle de réveil	18	Sol près de lit de patient	
		Chirurgie Générale	A	19	Sous la table d'opération
				20	Sur la table d'opération
				21	Sol
			B	22	Sur la table d'opération
	23			Près de l'appareil d'anesthésie	
	24			Sur le chariot des matériels chirurgicaux	
	25			Sol au coin	
	C		26	Sol au coin	
			27	Sol au coin	
			28	Sur le chariot des matériels chirurgicaux	
	Salle de stockage		29	Sol près d'armoire	
			30	Sol près d'appareil U.V	
	Salle pré - stérilisation		31	Sur l'autoclave	
			32	Sur le levier	

		Salle de préparation	33	Sol près de lit de patient
		SAS 1	34	Sol au coin
		SAS 2	35	Sol au coin
			36	Au-dessus de lavabo
			37	Au-dessous de lavabo
		Salle de détente	38	Sol au coin
			39	Sol près de canapé
		Couloir	40	Sol au coin

III.1.3.2 Isolement des champignons

La méthode utilisée est celle de la sédimentation des spores fongiques sur boîtes de pétri coulées de Sabouraud-Chloramphénicol, 40 boîtes Pétri ont été déposés dans les deux services

- 18 boîtes de Pétri au niveau de la C.C.I
- 22 boîtes de Pétri au niveau de la C.G

Le but est de laisser les spores se déposer au niveau des boîtes gélosée en une période d'une heure (1h). Une fois les prélèvements réalisés, tous les échantillons sont scellés pour prévenir une contamination ultérieure, et les boîtes sont récupérées et incubées dans une étuve à 27°C, pendant 15 jours pour les champignons filamenteux et 5 jours pour les levures, pour les cultures négatives, elles sont conservées jusqu'au plusieurs jours pour permettre la croissance des champignons à croissance lente, après la pousse de colonies on procédera à l'identification des colonies fongiques.

III.1.3.3 Identification des champignons

L'identification mycologique des colonies de champignons est basée sur leurs caractères macroscopiques et microscopiques.

❖ Identification macroscopique

Elle repose sur la détermination des caractères suivant :

- L'aspect des colonies : les colonies peuvent avoir une texture lisse, brillante, laineuse, poudreuse, cotonneuse, duveteuse, veloutée, granuleuse ou encore glabre.

- La forme des colonies.
- La consistance qui peut être molle, friable ou dure ;
- La taille des colonies.
- La coloration des colonies à l'endroit et à l'envers des cultures avec la présence ou l'absence de pigment diffusible sur la gélose
- La vitesse de la croissance et l'évolution du mycélium

❖ **Identification microscopique**

Une préparation des fragments de colonies est déposée entre lame et lamelle avec une goutte de l'eau physiologique et ensuite observée au microscope optique.

La lecture se fait au microscope optique au grossissement(x10) pour visualiser le meilleur champ de lecture et déterminer la longueur des filaments pour certaines espèces, puis au grossissement (x40) qui permet de bien préciser les éléments d'identification (les filaments mycéliens, les spores et les levures bourgeonnantes). Parfois le grossissement (x100) est nécessaire pour avoir plus de détails.

III.2. Résultats

III.2.1. Caractéristique de l'échantillon étudié

Sur un total de 40 boîtes incubées issues des deux blocs opératoires (CCI, CG), nous avons retrouvés une pousse fongique sur 40 boîtes, soit une prévalence 100%

Tableau 14: taux de positivité globale

Nombre totale de prélèvement	Nombre de prélèvements positifs	Pourcentage
40	40	100%

III.2.2. Répartition globale des différentes classes fongiques dans les deux blocs opératoires

Tableau 15: Répartition globale des différentes classes fongiques dans les deux blocs opératoires

Classe de champignons		n	%
Phaeohyphomycètes	Absence	3	7,5
	Présence	37	92,5
Hyphomycètes	Absence	27	67,5
	Présence	13	32,5
Levures	Absence	33	82,5
	Présence	7	17,5
Zygomycètes	Absence	36	90
	Présence	4	10

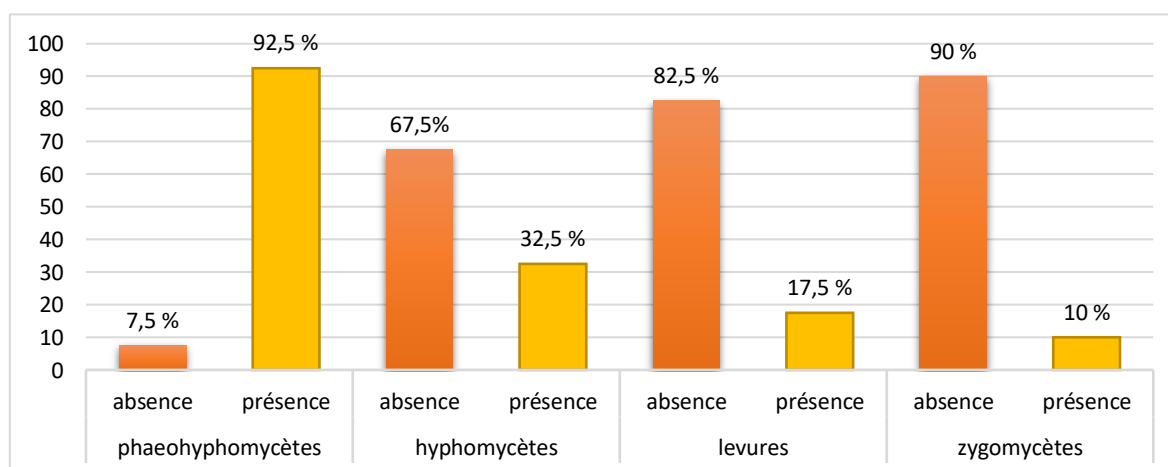


Figure 13: Répartition globale des classes fongiques dans les deux blocs opératoires

- ✓ Les phaeohyphomycètes représentent 92,5% des champignons isolés des 40 boîtes de pétri

III.2.2.1 Répartition des classes fongiques isolés au bloc opératoire de chirurgie infantile

Tableau 16: Répartition des classes fongiques isolées au bloc de CCI

Classe de champignons		Hors CCI	CCI	%
Phaeohyphomycètes	Absence	2	1	5,6%
	Présence	20	17	94,4%
Hyphomycètes	Absence	14	13	72,2%
	Présence	8	5	27,8%
Levures	Absence	20	13	72,2%
	Présence	2	5	27,8%
Zygomycètes	Absence	19	17	94,4%
	Arésence	3	1	5,6%

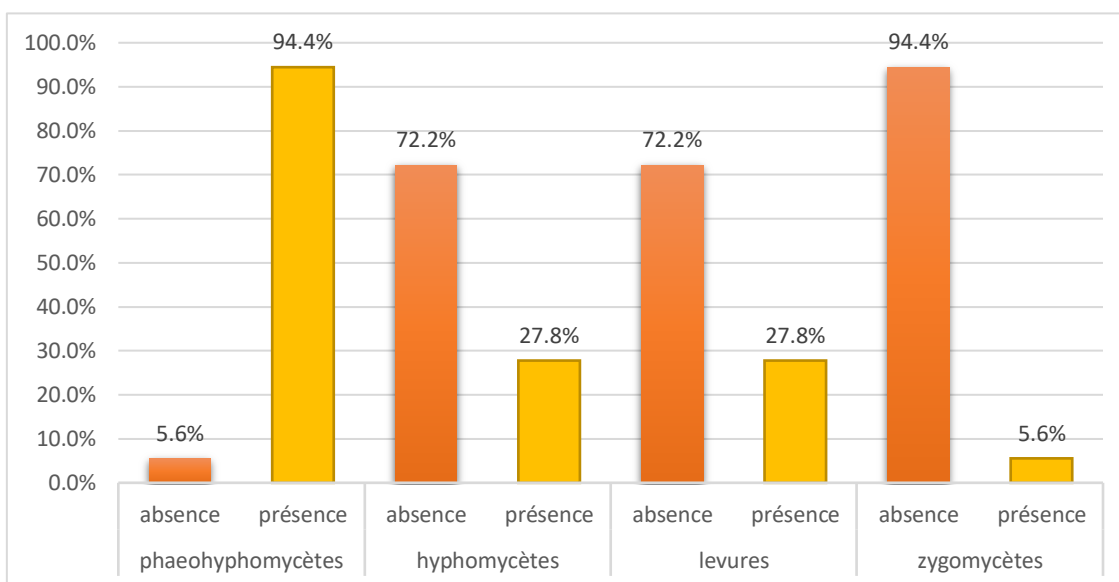


Figure 14: Répartition des classes fongiques isolés au bloc de CCI

- ✓ Les phaeohyphomycètes sont 94,4% des champignons isolés des 18 boîtes de pétri de CCI

III.2.2.2 Répartition des classes fongiques isolés au bloc opératoire de chirurgie générale

Tableau 17: Répartition des classes fongiques isolés au bloc de CG

Classe de champignons		Hors CG	CG	%
Phaeohyphomycètes	Absence	1	2	9,1%
	Présence	17	20	90,9%
Hyphomycètes	Absence	13	14	63,6%
	Présence	5	8	36,4%
Levures	Absence	13	20	90,9%
	Présence	5	2	9,1%
Zygomycètes	Absence	17	19	86,4%
	Présence	1	3	13,6%

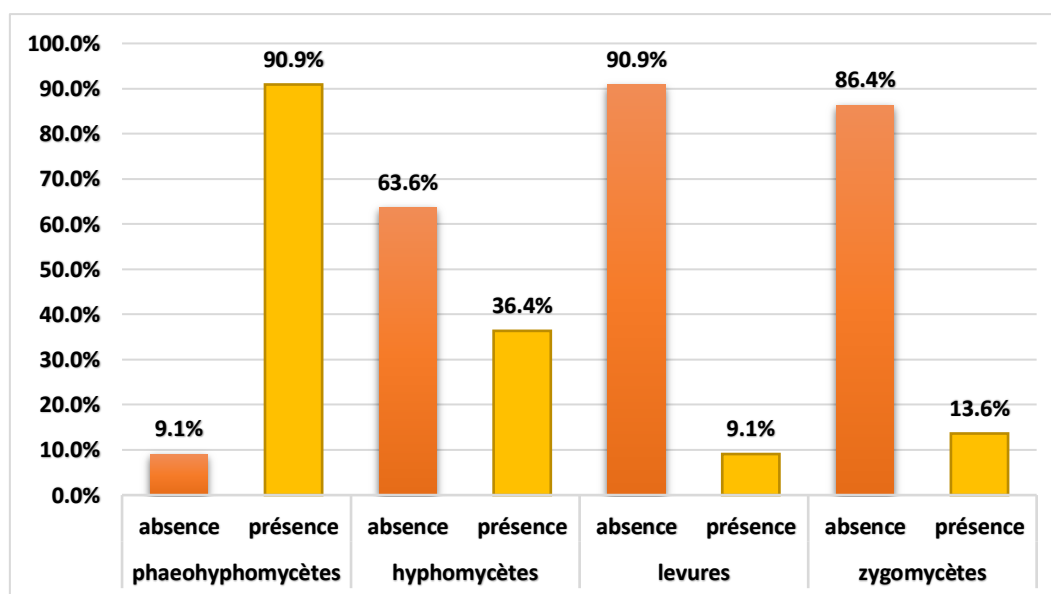


Figure 15: Répartition de classes fongiques isolées au bloc de CG

- ✓ Les phaeohyphomycètes sont 90,9% des champignons isolés des 22 boîtes de pétri de CG

III.2.3. Répartition fongiques globale de chaque classe dans les deux blocs

III.2.3.1 Distribution globale des phaeohyphomycètes

Tableau 18: Distribution globale des phaeohyphomycètes

Bloc		phaehyphomycètes-	phaehyphomycètes+	%
CG	Non	1	17	45,9%
	Oui	2	20	54,1%
CCI	Non	2	20	54,1%
	Oui	1	17	45,9%

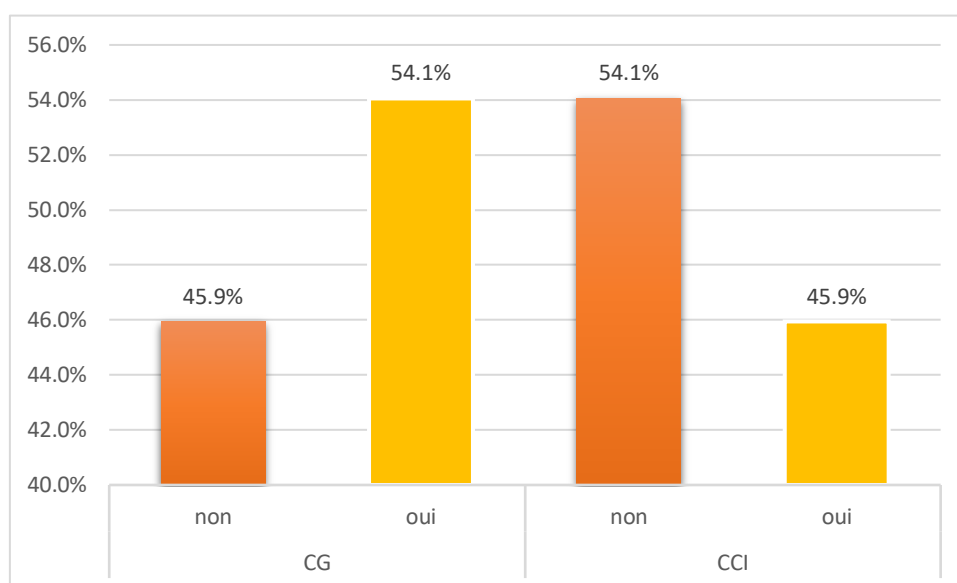


Figure 16: Distribution globale des phaeohyphomycètes

- ✓ 54,1% des phaeohyphomycètes sont retrouvés au niveau du bloc de CG

III.2.3.2 Distribution globale des hyphomycètes

Tableau 19: Distribution globale des hyphomycètes

Bloc		hyphomycètes-	hyphomycètes+	%
CG	Non	13	5	38,5%
	Oui	14	8	61,5%
CCI	Non	14	8	61,5%

	Oui	13	5	38,5%
--	-----	----	---	-------

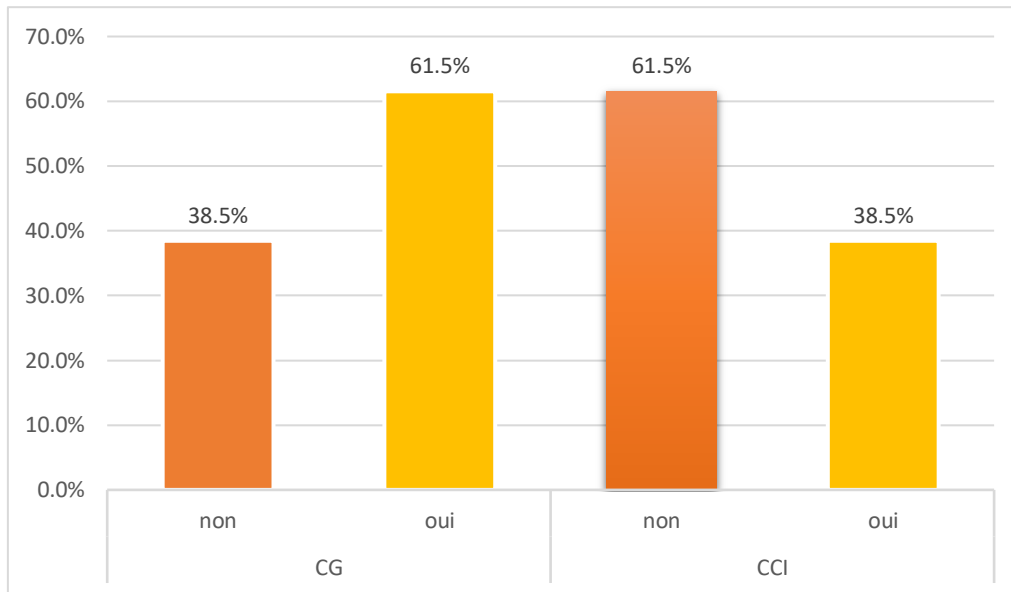


Figure 17: Distribution globale des hyphomycètes

✓ 61,5% des hyphomycètes sont retrouvés au niveau du bloc de CG

III.2.3.3 Distribution globale des levures

Tableau 20: Distribution globale des levures

Bloc		levures-	levures+	%
CG	Non	13	5	71,4%
	Oui	20	2	28,6%
CCI	Non	20	2	28,6%
	Oui	13	5	71,4%

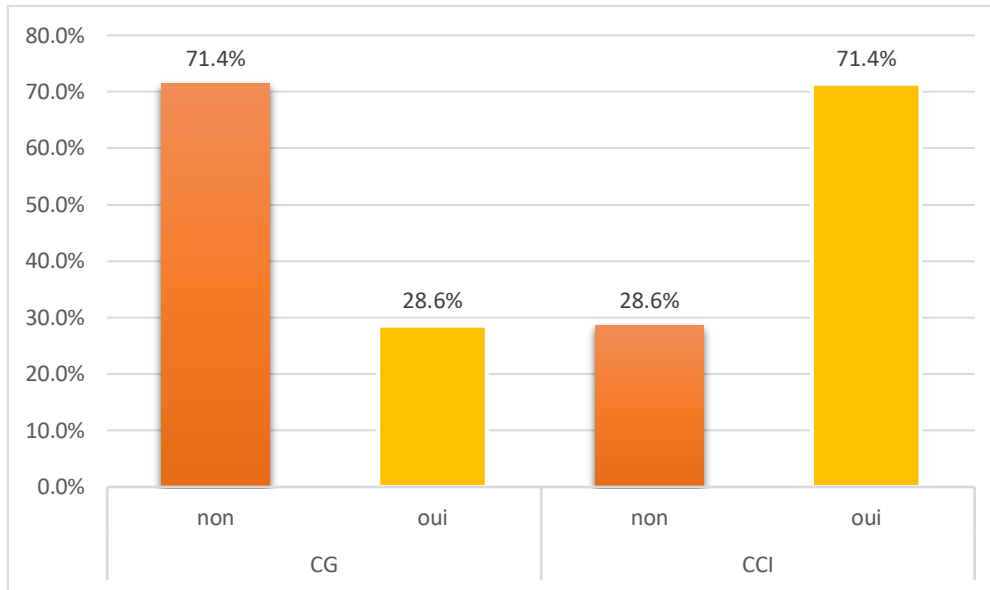


Figure 18: Distribution globale des levures

✓ 71,4% des levures sont retrouvés au niveau du bloc de CCI

III.2.3.4 Distribution globale des zygomycètes

Tableau 21: Distribution globale des zygomycètes

Bloc		zygomycètes-	zygomycètes+	%
CG	Non	17	1	25,0%
	Oui	19	3	75,0%
CCI	Non	19	3	75,0%
	Oui	17	1	25,0%

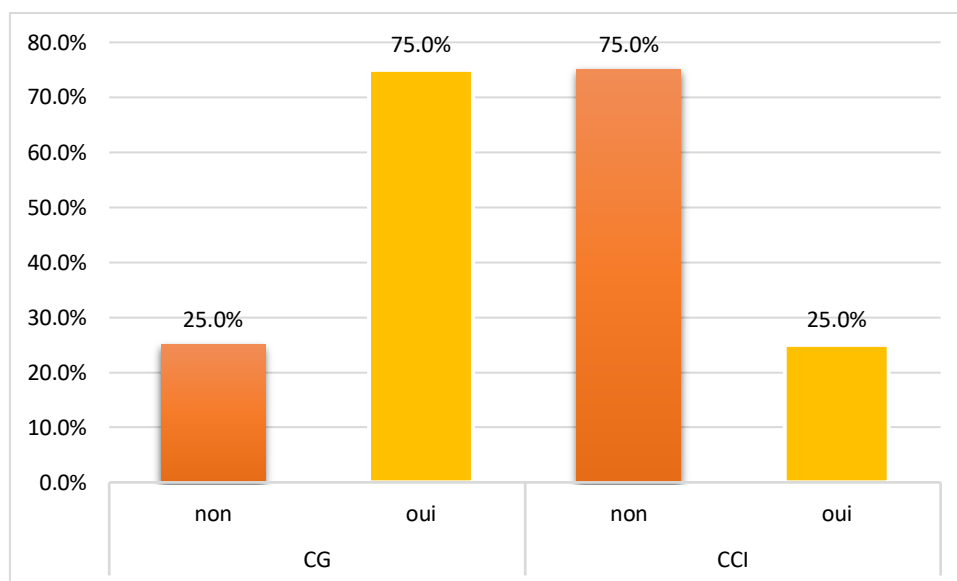


Figure 19: Distribution globale des zygomycètes

✓ 75% des zygomycètes sont retrouvés au niveau du bloc de CG

III.2.3.5 Distribution globale des champignons de l'aeroflore des blocs opératoires

Tableau 22: Distribution globale des champignons de l'aeroflore des blocs opératoires

Champignons		n	%
<i>Cladosporium sp</i>	Absence	6	15
	Présence	34	85
<i>Alternaria sp</i>	Absence	28	70
	Présence	12	30
<i>Scytalidium sp</i>	Absence	39	97,5
	Présence	1	2,5
<i>Penicillium sp</i>	Absence	33	82,5
	Présence	7	17,5
<i>Acremonium sp</i>	Absence	38	95
	Présence	2	5
<i>Paecilomyces sp</i>	Absence	39	97,5
	Présence	1	2,5
<i>Aspergillus fumigatus</i>	Absence	38	95
	Présence	2	5

<i>Aspergillus flavus</i>	Absence	39	97,5
	Présence	1	2,5
<i>Rhizopus sp</i>	Absence	36	90
	Présence	4	10
<i>Absidia sp</i>	Absence	37	92,5
	Présence	3	7,5
<i>Candida parapsilosis</i>	Absence	38	95
	Présence	2	5
<i>Rhodotorula sp</i>	Absence	35	87,5
	Présence	5	12,5
Mycélium non identifié	Absence	35	87,5
	Présence	5	12,5

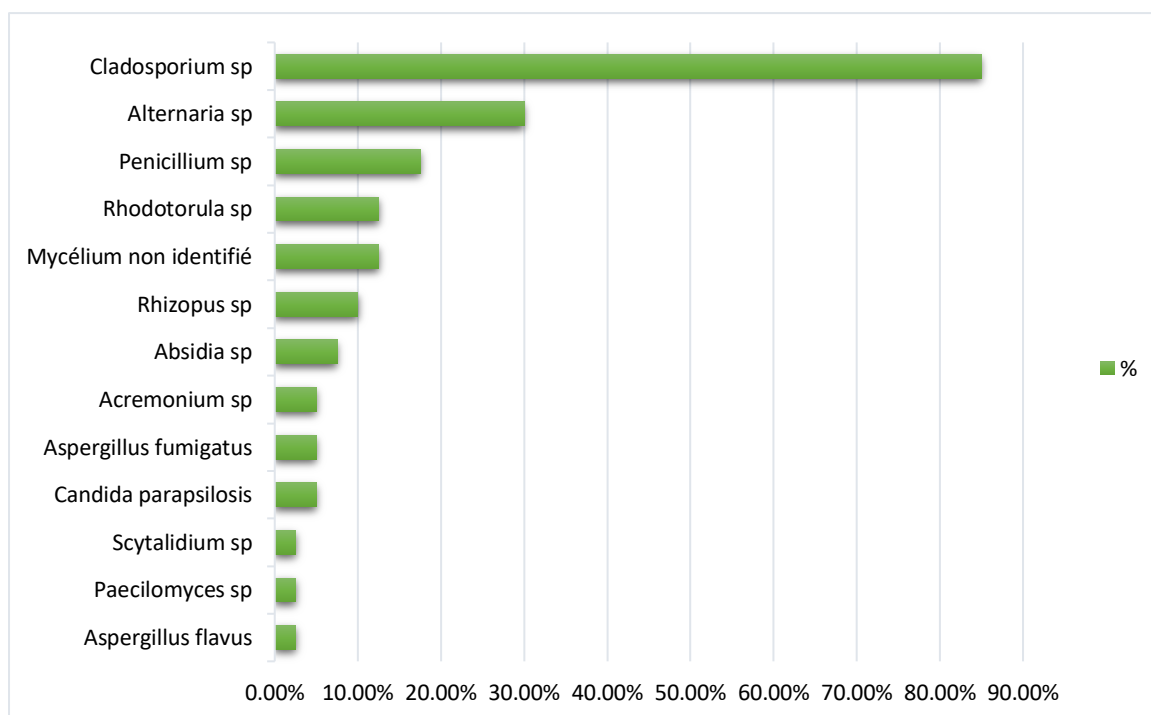


Figure 20: Distribution globale des champignons de l'aérobiosphère des blocs opératoires

✓ *Cladosporium* est le genre le plus isolé depuis les blocs opératoires (85%)

III.2.3.5.1. Distribution des champignons isolés de l'aeroflore du bloc de la CG**Tableau 23: Distribution globale des champignons de l'aeroflore du bloc de la CG**

Champignons		n	%
<i>Cladosporium sp</i>	Absence	2	9,1%
	Présence	20	90,9%
<i>Alternaria sp</i>	Absence	14	63,6%
	Présence	8	36,4%
<i>Scytalidium sp</i>	Absence	21	95,5%
	Présence	1	4,5%
<i>Penicillium sp</i>	Absence	18	81,8%
	Présence	4	18,2%
<i>Acremonium sp</i>	Absence	21	95,5%
	Présence	1	4,5%
<i>Aspergillus fumigatus</i>	Absence	20	90,9%
	Présence	2	9,1%
<i>Rhizopus sp</i>	Absence	19	86,4%
	Présence	3	13,6%
<i>Absidia sp</i>	Absence	19	86,4%
	Présence	3	13,6%
<i>Candida parapsilosis</i>	Absence	21	95,5%
	Présence	1	4,5%
<i>Rhodotorula sp</i>	Absence	21	95,5%
	Présence	1	4,5%
Mycélium non identifié	Absence	19	86,4%
	Présence	3	13,6%

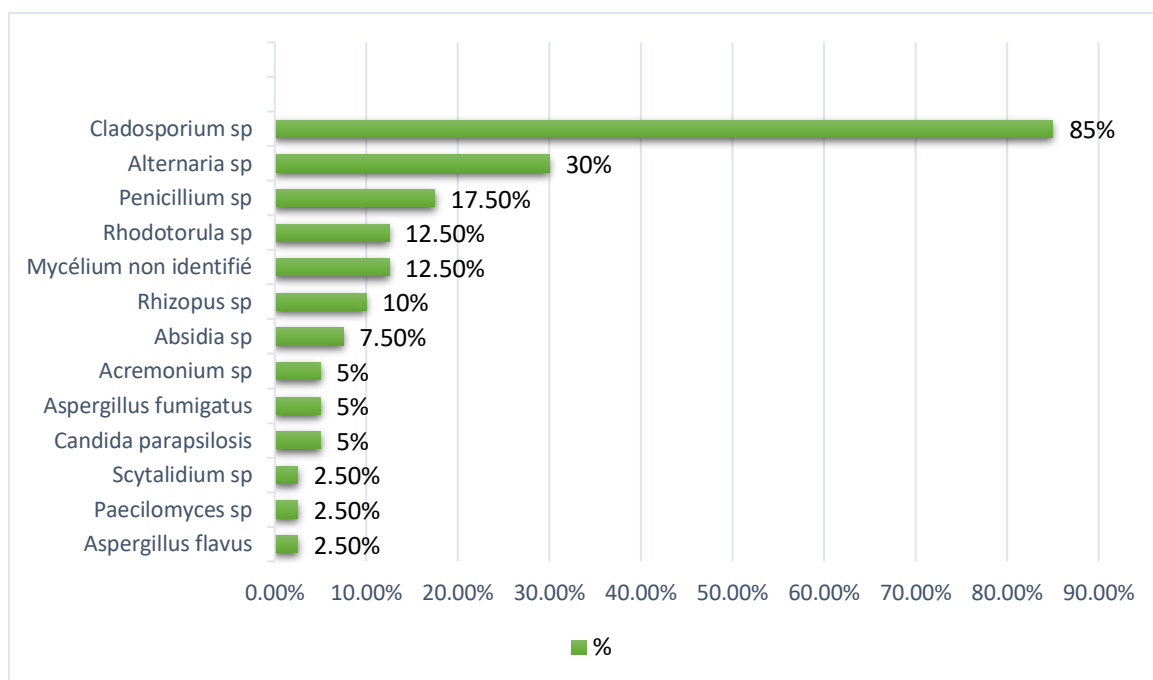


Figure 21: Distribution des champignons isolés de l'aeroflore du bloc de la CG

- ✓ *Cladosporium* est le genre le plus isolé depuis le bloc opératoire de la chirurgie générale (90,9%).

III.2.3.5.2. Distribution des champignons isolés de l'aeroflore du bloc de la CCI

Tableau 24: Distribution des champignons isolés de l'aeroflore du bloc de la CCI

Champignons		n	%
<i>Cladosporium sp</i>	Absence	4	22,2%
	Présence	14	77,8%
<i>Alternaria sp</i>	Absence	14	77,8%
	Présence	4	22,2%
<i>Penicillium sp</i>	Absence	15	83,3%
	Présence	3	16,7%
<i>Acremonium sp</i>	Absence	17	94,4%
	Présence	1	5,6%
<i>Aspergillus flavus</i>	Absence	17	94,4%
	Présence	1	5,6%
<i>Paecilomyces sp</i>	Absence	17	94,4%
	Présence	1	5,6%

<i>Rhizopus sp</i>	Absence	17	94,4%
	Présence	1	5,6%
<i>Candida parapsilosis</i>	Absence	17	94,4%
	Présence	1	5,6%
<i>Rhodotorula sp</i>	Absence	14	77,8%
	Présence	4	22,2%
Mycélium non identifié	Absence	16	88,9%
	Présence	2	11,1%

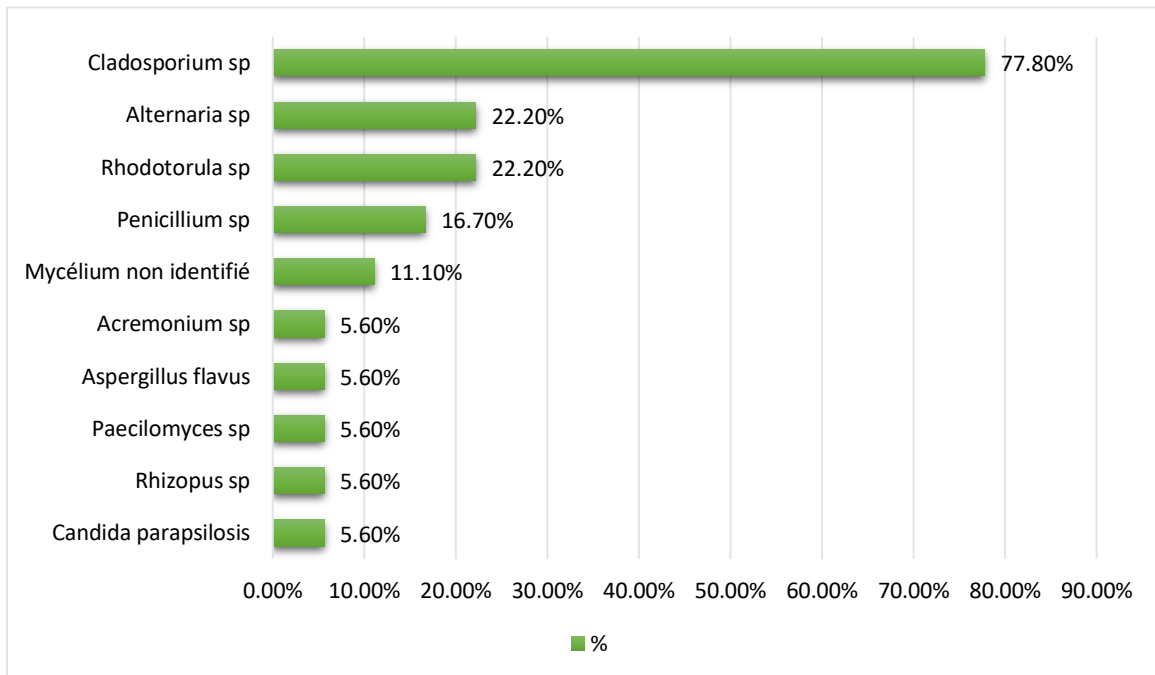


Figure 22: Distribution des champignons isolés de l'aeroflore du bloc de la CCI

- ✓ *Cladosporium* est le genre le plus isolé depuis le bloc opératoire de la chirurgie infantile

III.3. Discussion

La microflore aéroportée dans les chambres d'hôpital était le sujet de nombreuses études en tant qu'une cause potentielle des infections nosocomiales **(Gould, 1970) ; (Herman, 1980) ; (Kelsen & McGuckin, 1980) ; (Li & Hou, 2003) ; (Rainer, Peintner, & Poder, 2001)** Plus particulièrement, au bloc opératoire les moisissures véhiculées par l'air représentent un risque potentiel pour les patients en raison d'une éventuelle inhalation de conidies **(Nascimento, López, Araújo, Araujo, & Filho, 2019) ; (Peláez, Muñoz, Guinea, & Valerio, 2012)**. L'air est néanmoins un mode de contamination pour les ISO en chirurgie de prothèses par exemple **(PYC, 2009)**.

Nous avons choisi le bloc de chirurgie générale de CHU de AEK qui est un bloc mono-disciplinaire. Ce choix s'explique par le fait que, d'une part, son activité est variée (nombre important d'interventions réalisées par an, variété des interventions, ...) et, d'autre part, par le type de ses interventions. Selon la classification d'**Altemier**, il s'est avéré que "le risque intrinsèque de la plaie sur la survenue d'une ISO est basé sur le degré de contamination de la plaie" **(Bloc opératoire et risque infectieux)**.

Concernant notre choix de bloc de CCI, il s'intéresse par le fait que la prise en charge de l'enfant au bloc opératoire demande une attention particulière. Il arrive au bloc opératoire accompagné par plusieurs personnes (une infirmière, une aide-soignante du service d'hospitalisation et ses parents), ceux qui peuvent être une source d'une possible aérobiocontamination.

L'étude macroscopique et microscopique, effectuée sur l'ensemble de notre isolat fongique obtenus, nous a permis d'estimer une pousse fongique sur 40 boîtes, soit une prévalence globale de (100%) de l'ensemble des 40 prélèvements, cette valeur a été similaire en comparant avec une étude récente de la flore fongique aérienne dans sept (7) services d'hospitalisation, où ils ont trouvé aussi une prévalence de 100% des prélèvements positifs.

Il est utile de souligner aussi l'ancienneté des bâtiments de notre CHU, qui peut être considéré comme un facteur surajouté de contamination fongique, ce qui concorde avec une autre étude sur la contamination aérienne et des surfaces au niveau des chambres des patients des zones à risque 2, 3 et 4 (chambres

d'hématologie, réanimation, onco-hématologie pédiatrique), l'étude a montré que l'ancienneté des chambres peut être impliqués dans le développement fongique.

Pour les milieux de culture nous avons utilisée des milieux différents Sabouraud agar ; Sabouraud chloramphénicol ; Sabouraud actidione, ils sont considérés comme les plus adaptés pour la croissance des moisissures et levures, l'ajout de ces antibiotiques au milieu de culture permet d'inhiber les bactéries présentes dans les prélèvements d'air.

Résultat mycologique

L'identification des isolats issus des deux blocs opératoires, nous a montré que les moisissures sont beaucoup plus fréquentes que les levures.

Parmi les genres les plus dominants des moisissures on note : le genre *Cladosporium* **34 isolats** soit (**85%**) et *Alternaria* **12 isolats** soit (**30%**) suivi par *Penicillium* **7 isolats** soit (**17,5%**), *Aspergillus* **3 isolats** soit (**7,5%**). Cependant, seulement deux genres levuriens ont pu être identifiés, il s'agit de *Rhodotorula* **5 isolats** soit (**12,5%**) et *Candida* **2 isolats** avec un pourcentage de **5%**. Les autres champignons responsables d'infections fongiques invasives (IFI) tels que les *Mucor* (*Rhizopus*, *Absidia*) ont été retrouvés avec des fréquences plus faibles (**10%**, **7,5%** respectivement).

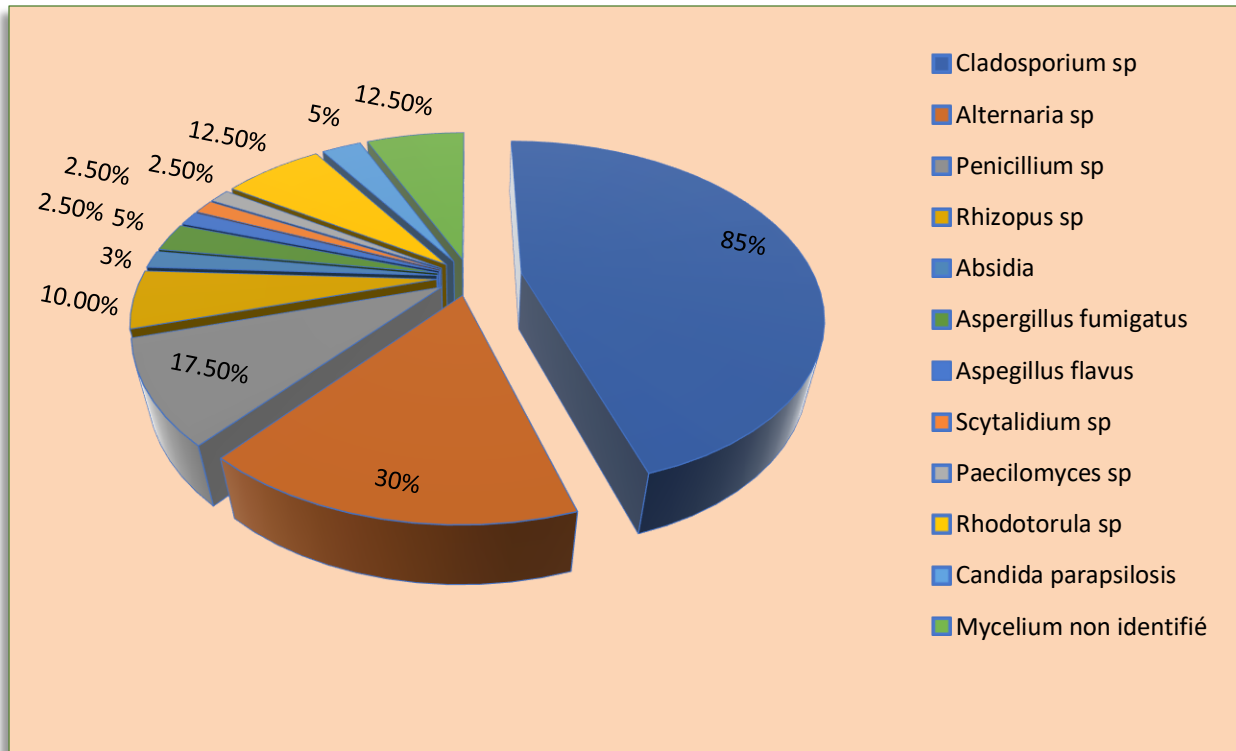


Figure 23: répartition de la flore fongique issue des blocs opératoires (CCI, CG)

Il est remarquable que le genre le plus dominant dans les deux blocs opératoires soit *Cladosporium*. Cette constatation est similaire à celle de faite lors de son étude aéromycologique pendant une année. (Segvić Klarić & Pepeljnjak, 2006) Et est comme convenu par de nombreuses autres études antérieures menées en Croatie. (Cvetnić & Pepeljnjak, 1997) ; (Pepeljnjak & Šegvić, 2003)

Suivi par *Alternaria* qui a été présent à des concentrations inférieures au premier genre, mais les spores d'*Alternaria* sont plus grandes dans la taille (certaines espèces sont jusqu'à 150 µm de longueur) et ils sont comparable en biomasse. Ces 2 entités ont atteint un sommet en printemps (le mois du Mars), ce qui est en accord avec les études menée en Italie, Espagne, Pologne, Japon et Australie (Pepeljnjak & Šegvić, 2003)

Au cours de la réalisation des isolats, le genre *Penicillium* était le troisième champignon le plus isolé. De même, une étude menée afin d'évaluer la présence de champignons dans l'air intérieur d'une unité d'oncologie d'un hôpital a également indiqué que ce genre était le plus fréquent dans les échantillons d'air. (Ökten, Şen, Asan, & Bahadir, 2015)

La présence de *Penicillium* devient pertinente en étant impliquée dans des cas rapportés d'infections disséminées, (YE, et al., 2015), d'abcès cérébral multiples, (BÖHLKE, SOUZA, MENEZES, ROTH, & KRAMER, 2007), de péritonite et de pneumonie chez des patients immunodéprimés. (OSHIKATA, et al., 2013).

Le genre *Cladosporium* est l'un des champignons aéroportés les plus abondants dans les zones chaudes avec des pics en été et au début de l'automne (Katial, Zhang, Jones, & Dyer, 1997) ; (Lugauskas, Sveistyte, & Ulevicius, 2003) ; (Mitakakis & Guest, 2001) En outre, *Alternaria* montre un modèle similaire saisonnier en réponse à la température.

La prédominance de *Cladosporium* et *Alternaria* dans tous les échantillons peut être liée à la résistance possible de leurs spores à des conditions d'air sec selon **ADEME, (1995)**. (Savy, 2005).

Une étude similaire a été menée en Türkiye, ont montré que *Cladosporium* et *Alternaria* ont été aussi isolés en grand nombre au cours des mois de printemps (Ökten, Şen, Asan, & Bahadir, 2015)

Répartition selon la forme mycélienne du champignon

A la lumière de cette étude la répartition fongique globale était dominée a **92,5%** par les **phaeohyphomycètes** et **32,5%** par les **hyphomycètes**, suivies par les **levures** à **17,5%**, et les **zygomycètes** à **10%** ce qui concorde avec les résultats de (**Gniadek et al. 2019**) qui a isolé majoritairement des champignons filamenteux :

- ♣ Les **phaeohyphomycètes** étaient **94,4%** des champignons isolés des 18 boites de pétri de bloc opératoire de la chirurgie infantile, suivi par les **hyphomycètes 27,8%** et les **levures 27,8%**, et les **zygomycètes 5,6%**.
- ♣ Les **phaeohyphomycètes** étaient **90,9%** des champignons isolés des 22 boites de pétri de bloc opératoire de la chirurgie générale, suivi par les **hyphomycètes 36,4%** et les **zygomycètes 13,6%** et les **levures 9,1%**.

Nous avons observé une grande différence de pourcentages des levures dans chacun des deux services, cette valeur a été supérieure dans la chirurgie infantile (CCI). Cela peut s'expliquer par le taux d'humidité élevé dans ce dernier bloc, d'après **Xavier Guardino Solá**, « ... les champignons hydrophiles sont des indicateurs de

sites à forte humidité (visible ou cachée) où la qualité de l'air intérieur est donc mauvaise. Il s'agit en particulier des levures ... ». (**Stellman, 2000**)

Selon un rapport scientifique, (**Halewyn, 2002**) il était reporté qu'« en milieu intérieur, la présence de circonstances favorables à la croissance de moisissures peut occasionnellement entraîner la présence d'autres organismes du groupe taxonomique des mycètes (champignons) ... Ce sont principalement :

Les levures, dans des conditions d'humidité très élevée. Ces organismes contribuent rarement aux problèmes de santé généralement associés à la contamination fongique intérieure ».

Il est à noter que **12,5%** de **mycélium** n'a pas pu être identifié en se basant uniquement sur leur critères macro et microscopiques, des techniques plus performantes sont nécessaires à leur identification (séquençage du gène 18SrDNA).

Répartition selon les genres isolés

Cladosporium sp

Les moisissures du genre *Cladosporium* sont des champignons filamenteux cosmopolites, fréquemment retrouvés sur des plantes sénescents et sur des débris organiques en décomposition. Ils sont souvent isolés de l'air ambiant.

Il s'agit du genre dominant dans notre échantillon avec un pourcentage de **85%**, ce qui est une prévalence supérieure à celle retrouvée par **Mirhoseini et al, 19%**. (Mirhoseini, et al., 2020).

Ce taux est très proche d'autres études faites en Croatie (Segvić Klarić & Pepeljnjak, 2006) et en Dakar (Diongue et al. 2015), où le genre le plus dominant était aussi *Cladosporium*, (**97,5%**), (**91,1%**) respectivement.

Bien que les espèces de *Cladosporium* soient rares en tant que pathogènes humains, ils sont impliqués dans infections cutanées, phaeohyphomycose et infections pulmonaires. (Vieira, Milheiro, & Pacheco, 2001) ; (Castro, Oliveira, & Lopes, 2013) ; (Tasic & Tasic, 2007).

❖ Aspect macroscopique

Les Cladosporium ont une croissance lente à modérément rapide sur tous les milieux de culture en mycologie. Ils ne sont pas inhibés par le cycloheximide. Ils ne poussent généralement qu'à 20 à 25°C, mais certaines espèces sont thermophiles. Ils ont une texture veloutée parfois poudreuse. La couleur va du vert olive au brun noir trop foncé, et le revers est brun noir.

❖ Aspect microscopique

Ils produisent des spores en chaînes ramifiées, facilement dissociées par le vent. Leurs spores sont globulaires, ovoïdes à cylindriques, septées ou non, avec des cicatrices marquées aux extrémités qui les rendent tout à fait caractéristiques. Ils sont donc très faciles de les identifier au microscope.

Alternaria sp

Alternaria sp sont des saprophytes ou des parasites de plantes très répandus. Ils sont l'un des champignons les plus répandus dans l'air atmosphérique, avec *Aspergillus* et *Cladosporium*.

Elle est connue mondialement à la fois comme organisme phytopathogène courant et comme allergène aéroporté, plus particulièrement, l'A.sp est reconnu comme l'espèce aéroallergène type, et, dans une majorité de cas, les problèmes de santé chez les humains et les animaux ont été associés à cette espèce. **(Flieder, 2014)**

L'importance clinique d'*Alternaria* a été notamment mise en évidence chez les enfants par Downs et al, (2001), qui concluent à une responsabilité peu contestable d'*Alt a 1* à l'origine des asthmes sévères. **(Besancenot, Fonteyne, Nolard, & Berger, 2011)**

Dans ce travail nous avons trouvé un pourcentage de **30%**, alors c'est très proche de celle retrouvée au service d'hématologie du CHU de, à un taux de 23,63%. **(Zerdani, et al., 2017)**

❖ Aspect macroscopique

Les colonies sont de croissance rapide sur milieu de Sabouraud entre 25°C et 30°C. La croissance est également inhibée à 37°C, ainsi qu'en présence de cycloheximide. La couleur de la colonie est blanc-gris au départ, devient rapidement

foncée (vert foncé à noir) au recto comme au verso. La texture est duveteuse à laineuse.

❖ **Aspect microscopique**

Les hyphes septés sont ramifiés et tardivement certains filaments sont pigmentés en brun. Les conidiophores sont cloisonnés, bruns, septés, simples ou ramifiés, plus au moins droits ou flexueux (géniculés).

Les conidies ou porospores, sont brunes, pluricellulaires, d'aspect piriforme ou ovoïdes, avec une partie basale arrondie et une extrémité apicale allongée en bec plus ou moins important : ce sont des dictyospores. A maturité elles présentent à la fois des cloisons transversales, obliques ou longitudinales. Ces spores à paroi lisse ou verruqueuse et de taille importante (50-100 µm sur 3-16 µm), sont souvent disposées en chaîne. En l'absence du bec marqué, c'est la disposition en chaîne des dictyospores qui caractérise le genre d'*Alternaria*.

Penicillium sp

Penicillium sp est un champignon ubiquiste, dont le développement se fait à partir de substances organiques ou de végétaux en décomposition. De ces microcolonies naissent de multiples spores qui sont dispersées dans l'air ambiant. Il occupe une grande place parmi les champignons isolés dans l'atmosphère et la troisième place dans nos résultats après *Alternaria*.

Dans la présente étude, nous avons retrouvé **17,5%** du genre de *Penicillium* ce qui représente une prévalence très élevée a comparé de celle d'une étude italienne (6%). **(Giuseppina, et al., 2014)**

Tandis, dans une recherche effectuée au service d'Oncologie Médicale de service du CHU de Didouche-Mourad en Constantine un taux identique de (17,5%) a été déclaré.

Dans une autre étude, Sautour et al. ont montré l'abondance de *Penicillium spp.* qui pourrait être liée aux plantes et au sol et aux activités de construction à proximité de l'hôpital. Ce phénomène a également été signalé dans des cas d'enlèvement de terre, d'opérations de coupe de bois et de creusage, et les courants d'air à travers les

fenêtres pourraient augmenter le nombre de spores dans les pièces. (Sautour, Sixt, Dalle, L'Ollivier, & Fourquenot, 2009) ; (Horner, Worthan, & Morey, 2004)

Aspect macroscopique

Généralement, la croissance est rapide (48 à 72h) sur le milieu Sabouraud. Les colonies d'aspect poudreux en général, blanches initialement, prennent souvent une teinte bleu-vert avec une bordure blanche, bien que certaines espèces tendent vers le jaune ou le brun. Le revers est habituellement incolore, mais certaines espèces produisent un pigment parfois diffusible.

❖ Aspect microscopique

Les filaments sont septés et hyalins, portent des conidiophores simples ou ramifiés, ces conidiophores donnent naissance à des métules qui forment elles-mêmes des phialides, ces phialides sont disposées en verticilles à l'extrémité des conidiophores. Elles sont insérées directement (*Penicillium monoverticillé*) ou par l'intermédiaire d'une rangée de métules (*Penicillium biverticillé*) ou de deux rangées successives de métules (*Penicillium triverticillé*) sur les conidiophores. Les phialides sont serrées les unes contre les autres, l'ensemble donne une image en pinceau qui caractérise le genre *Penicillium*.

Rhodotorula sp

Ce sont des levures ovoïdes allongées. On les retrouve dans l'air, le sol, les lacs, les océans et les produits laitiers.

Dans notre étude nous avons trouvé un pourcentage de **12,5%**, c'est inférieur à celle retrouvée dans plusieurs autres études effectuées aux unités des hôpitaux (23% jusqu'à 26,6%) (**Sirbou, 2011**) ; (**Diongue, et al., 2015**)

Ce genre 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 de Sabouraud. Ce sont des levures habituellement commensales de la peau ou des muqueuses (**Sirbou, 2011**)

Rhodotorula spp. Sont rarement isolés comme agents responsables de mycoses opportunistes chez des hôtes vulnérables, tels que les patients atteints du

SIDA ou de leucémie aiguë. Des cas de méningite, d'endocardite, de ventriculite, de péritonite, d'endophtalmie. Jusqu'à présent des infections par cathéter veineux central, de fongémie et de septicémie ont été signalés.

❖ **Aspect macroscopique**

Les colonies sont à croissance rapide, lisses, luisantes ou ternes, parfois rugueuses, molles et mucoïdes. Ils sont de couleur crème à rose, rouge corail, orange ou jaune.

❖ **Aspect microscopique :**

Des blastoconidies unicellulaires et globuleuses à de forme allongée sont observées. Ces blastoconidies peuvent être encapsulées. Les pseudohyphae sont absents ou rudimentaires. Les hyphes sont absents.

Rhizopus sp

Est un genre de moisissures communes qui sont très répandus et se développent sous forme de filaments. Il fait partie de l'ordre mucorales, qui elle même appartient aux zygomycètes. Il produit à la fois des spores sexuées et des spores asexuées (**Sirbou, 2011**).

Après l'identification nous avons pu estimer un taux de **10%**. Alors il a été mentionné dans autres études à des différentes pourcentages environ (0,5% ; 26% ; 11%) (**Sirbou, 2011**) . Ces différences peuvent être dues aux méthodes d'échantillonnage.

❖ **Aspect macroscopique**

Leur croissance rapide est inhibée par le cycloheximide. Leurs températures optimales varient entre 20°C et 25°C.

La plupart des colonies de Mucorales ont une texture floconneuse et des couleurs pouvant varier de blanc (Saksenaea) à jaune (Mucor), marron (Apophysomyces) ou gris (Lichtheimia, Rhizomucor). La hauteur du mycélium et le branchement du sporocystophore varient selon les différents genres des Mucorales.

❖ **Aspect microscopique**

L'examen microscopique de ces champignons repose principalement sur l'observation de certaines caractéristiques morphologiques telles que le branchement du sporocystophore, le type de sporocyste, la forme, la couleur, la présence ou l'absence d'apophyse et columelle et également la présence ou l'absence des rhizoïdes et des chlamydo-spores.

Absidia sp

Absidia est un genre de champignons omniprésents dans le sol. Ils appartiennent à l'ordre des Mucorales de la division des Zygomycètes. La plupart des espèces sont des saprophytes, existant principalement dans les sols chauds. Certains d'entre eux peuvent également être trouvés dans la végétation en décomposition et les fruits en décomposition. En raison de leur ubiquité, ils ont des interactions importantes avec les humains. À savoir, ils sont des agents courants de détérioration des aliments et sont fréquemment trouvés dans les environnements intérieurs. **(Halewyn, 2002); (Chevalier P, 2019)**

Ils peuvent croître dans une large gamme de températures et se développent de manière optimale entre 20 et 42 ° C. **(Hoffmann K ; Discher S ; Voigt, 2007)**

Absidia serait un allergène intérieur courant. Elle est également associée à une pneumopathie d'hypersensibilité, en particulier en milieu rural **(Halewyn, 2002)**

Le niveau de contamination aérienne par les mycormycètes était faible dans d'autres études. Alors dans ce travail, il s'agit de **7,5%** de nos isolats.

Les spores d'*absidia* peuvent provoquer diverses manifestations allergiques (en particulier chez les enfants et les personnes sensibles) telles que l'asthme, le rhume des foins ou la rhinite.

❖ **Aspect macroscopique**

Les colonies d'*Absidia* possèdent une croissance rapide et envahissante, et ont un aspect cotonneux gris pale.

❖ **Aspect microscopique**

Les hyphes sont très larges et non septés. L'organe de reproduction asexué est constitué d'un conidiophore et d'une columelle qui porte un conidiocyste. Ce dernier renferme les conidiospores. Des rhizoïdes sont parfois observables (rare). Des

zygospores sexuées sont souvent présentes, et protégées des prédateurs par une cage d'hyphe.

Acremonium sp

Ce genre regroupe des champignons cosmopolites vivant en saprophytes dans le sol, sur des végétaux et sur d'autres champignons.

Il a été isolé à de **5%** du total de nos prélèvements, c'est très proche d'une étude récente faite au sein du service d'Oncologie Médicale à l'hôpital de Didouche Morad en Canstantine. **(Zerdani, et al., 2017)**

❖ Aspect macroscopique

Ils poussent sur tous les milieux usuels en mycologie en l'absence de cycloheximide. Les colonies sont parfois finement poudreuses, ou le plus souvent humides et muqueuses. La couleur varie du blanc au rouge orangé. Les températures optimales de croissance varient de 25°C à 37°C et la croissance est restreinte

Aspect microscopique

Ses filaments sont septés et ses spores sont cylindriques ou elliptiques, regroupées en amas à l'extrémité des phialides. **(Bastides, 2010)**

Candida : **(El Hassani, 2013)**

L'origine de Candida est surtout endogène (flore digestive ou génito-urinaire), mais peut aussi être exogène (environnement hospitalier).

Depuis ces dernières années, on note une modification de la répartition des différentes espèces du genre Candida, C.albicans reste au premier rang, mais la nouvelle tendance épidémiologique a mis en évidence l'incidence croissante des espèces « non albicans » avec l'émergence, parmi eux : C.parapsilosis qui émerge du fait de son état saprophyte sur la peau et des portes d'entrée tels que les cathéters intra vasculaires.

Cette dernière espèce, est parmi les champignons que nous avons pu identifier à un taux de **5%**, ce qui est une prévalence très inférieure de celle de plusieurs autres études.

L'augmentation de son incidence dans un secteur hospitalier, incite à la plus grande vigilance en termes de risque de transmission manuportée, et des mesures prophylactiques tel que le lavage des mains.

❖ **Aspect macroscopique**

Les levures du genre *Candida* croissent sur de nombreux milieux. L'inhibition de la pousse des bactéries est nécessaire pour individualiser les levures. Les cultures sont donc réalisées sur milieu de Sabouraud additionné de chloramphénicol ou de gentamicine. Les colonies de levures sont blanc crème. Les champignons du genre *Candida* poussent à 37 °C en 48 heures environ.

❖ **Aspect microscopique**

L'examen direct microscopique permet une orientation rapide du diagnostic. Les levures apparaissent sous forme arrondie ou ovale, de 4 µm à 8 µm, éventuellement bourgeonnantes. La présence de filaments oriente vers les espèces capables de filamenter (*C. albicans*, *C. parapsilosis*, *C. krusei*, *C. tropicalis*) ((**ANOFEL**), 2016).

Aspergillus

Ce sont des champignons filamenteux ubiquitaires, cosmopolites très abondants dans l'environnement (sur le sol, meubles, vêtement et climatiseur), ils sont saprophytes sur les matières organiques en décomposition. Les spores aspergillaires sont disséminées dans l'atmosphère.

Les *Aspergillus* représentent 1 à 5% des isollements de moisissures dans l'air, cette moisissure est peu exigeante puisqu'elle peut se développer dans des milieux très pauvres, dans l'eau, mais aussi dans des conditions de sécheresse extrême (**Sirbou**, 2011).

En milieu hospitalier, certaines espèces sont parmi les plus redoutées car elles peuvent provoquer une pathologie grave : l'aspergillose invasive. Cette maladie, due principalement à *A. fumigatus* le plus souvent et à quelques espèces voisines (*A. flavus*, *A. terreus*, *A. nidulans*, ...).

Aspergillus fumigatus et *A. flavus* sont parmi les espèces identifiées de nos échantillons prélevés avec un pourcentage de 5% ; 2,5% respectivement. Ce résultat

est très inférieur par rapport aux autres études (**Zerdani et al. 2017**) (20.9%) ; (**Sirbou, 2011**) (19%) ;

❖ **Aspect macroscopique**

Ces champignons présentent une croissance rapide sur milieu Sabouraud Chloramphénicol. Après 24 à 48h, on observe des colonies plates, formées de courts filaments aériens. C'est avec la maturation des structures conidiogènes (48 à 96h) que ces colonies vont prendre leur teinte caractéristique, brune, verte, jaune ou noire selon les espèces.

La couleur de la culture permet ainsi une orientation rapide du diagnostic de l'espèce. Au recto, les colonies sont gris-vert pour *A. fumigatus*, vert-jaune pour *A. flavus*.

❖ **Aspect microscopique**

Aspergillus sp est caractérisé par un thalle végétatif formé de filaments mycéliens hyalins, de diamètre fin et régulier, septés et ramifiés. L'identification d'*Aspergillus sp* reposera sur la mise en évidence de têtes aspergillaire à l'examen microscopique des colonies. Sur les filaments végétatifs, prennent naissance des filaments dressés non cloisonnés. Ces derniers qu'on appelle conidiophores, se terminent par une vésicule de forme variable sur laquelle sont déposés les phialides, les conidies se forment par bourgeonnement à l'apex des phialides et restent accolés les uns aux autres en chaînes non ramifiées, la plus jeune étant à la base de la chaîne.

Les spores toujours unicellulaires de formes variables, globuleuses, subglobuleuses ou elliptiques. Les phialides peuvent être directement insérées sur la vésicule (tête unisériée) ou portées par des articles insérés sur la vésicule : les métules (tête bisériée).

L'ensemble vésicule (+/-métule) + phialide et conidies constitue la tête aspergillaire qui caractérise le genre *Aspergillus*. (Sirbou, 2011)

Scytalidium sp

Le genre *scytalidium* est un saprophyte du sol des régions tropicales ou subtropicales mais son habitat précis est inconnu. (**Sirbou, 2011**) Nous avons trouvé une très faible prévalence de ce genre durant notre étude avec un taux de **2,5%**.

❖ Aspect macroscopique

S. dimidiatum est une espèce thermophile dont la croissance sur milieu de Sabouraud est inhibée en présence de la cycloheximide. Les colonies, extensives, aériennes, sont de couleur grise à noire. Le verso se caractérise, comme pour la plupart des phaeohyphomycètes, par la présence d'un pigment noir.

❖ Aspect microscopique

Microscopiquement, on observe in vitro des filaments végétatifs hyalins étroits, ainsi que des filaments épais, à paroi pigmentée, se dissociant en arthrospores uni ou bicellulaires, rectangulaires ou en forme de tonnelet, très évocatrices. (Lyatim, 2008)

Paecilomyces sp

Il s'agit aussi d'un très faible pourcentage comme le genre *Scytalidium* et *A. flavus*, (2,5%) de notre série.

Paecilomyces est un champignon filamenteux cosmopolite qui habite le sol, les plantes en décomposition et les produits alimentaires. Certaines espèces de *Paecilomyces* sont isolées des insectes. Les télémorphes de *Paecilomyces* sont classés dans les genres *Byssochlamys*, *Chromocleista*, *Talaromyces* et *Thermoascus* (Hoog, G. S., J. Guarro, J. Gene, and M. J. Figueras, 2000). Les paecilomyces sont généralement considérés comme un contaminant mais peuvent également provoquer des infections chez l'homme et l'animal.

Paecilomyces fait partie des agents responsables émergents des mycoses opportunistes chez les hôtes immunodéprimés (Groll, A. H., and T. J. Walsh, 2001). Ces infections peuvent concerner presque tous les organes ou systèmes du corps humain.

❖ Aspect macroscopique

Les colonies de *Paecilomyces* se développent rapidement et mûrissent en 3 jours. *Paecilomyces crustaceus* et *Paecilomyces variotii* sont thermophiles et peuvent bien pousser à des températures aussi élevées que 50 ° et peut-être 60 ° C. Les colonies sont plates, poudreuses ou de texture veloutée. La couleur est initialement blanche et devient jaune, jaune-vert, jaune-brun, brun olive, rose ou violet, selon les espèces. Le revers est blanc sale, chamois ou brun. Une odeur douce et aromatique

peut être associée à des cultures plus anciennes (Hoog, G. S., J. Guarro, J. Gene, and M. J. Figueras. 2000 ; Larone, D. H. 1995 ; St-Germain, G., and R. Summerbell. 1996).

❖ Aspect microscopique

On observe des hyphes hyalines septates, des conidiophores, des phialides, des conidies et des chlamydozoospores. Les conidiophores (3-4 µm de large et 400-600 µm de long) sont souvent ramifiés et portent les phialides à leur extrémité. Les filaments sont gonflés à leur base et se rétrécissent vers leurs apex. Ils sont généralement regroupés en paires ou en grappes en forme de brosse. Les conidies sont unicellulaires, hyalines à foncées, lisses ou rugueuses, ovales à fusiformes et forment de longues chaînes. Des chlamydozoospores sont parfois présentes.

L'inhalation de l'air ambiant est l'une des principales voies d'exposition à des agents fongiques pathogènes. (Peláez, Muñoz, Guinea, & Valerio, 2012). On considère généralement que les champignons présents dans les bioaérosols contenus dans l'air intérieur sont plus importants que les bactéries. (Stellman, 2000) En effet, les moisissures sont souvent recherchées dans les zones à très haut risque infectieux ou pendant les périodes de travaux dans les établissements de santé.

C'est le cas de la présente étude, d'où nos résultats montrent différents niveaux de contamination dans toutes les chambres de chaque service (CCI, CG), même si toutes les zones sont équipées de systèmes de climatisation. Alors, la présence de ces champignons filamenteux (*Cladosporium*, *Alternaria*, *Penicillium*, *Acremonium*, ...) peut être interprétée comme indicateurs d'anomalies de filtration ou de réservoir local, ce qui nécessite de déclencher la mise en place des mesures correctives (CCLIN Sud-Ouest, 2003)

Plusieurs études menées dans différentes villes d'Iran et d'autres pays ont montré que la diversité des champignons dans différentes zones à une grande étendue. Par exemple, des études antérieures effectuées dans différents pays comme Algérie, Florentine et France ont obtenu des résultats très similaires à la présente étude, en termes de la diversité des champignons (*Cladosporium*, *Aspergillus*, *Alternaria*, *Penicillium*, *Paecilomyces* et levures). (Sautour, Sixt, Dalle, L'Ollivier, & Fourquet, 2009) ; (Zerdani, et al., 2017)

Nourian et al., dans son étude, a rapporté que la principale contamination fongique aéroportée dans différentes salles était liée à *Aspergillus*, *Alternaria*, *Penicillium*, *Cladosporium* et *Rhizopus*. Bien que l'étude actuelle ait été menée dans une zone géographique différente, la diversité fongique était presque similaire aux résultats de Nourian.

Nous citons aussi **Pini et al.**, qui dans son étude, a rapporté que le champignon le plus courant trouvé dans les deux services d'hématologie était *Cladosporium* (57%), contrairement à *Aspergillus spp* (2%). Outre la diversité fongique trouvée qui est très analogue à nos résultats, la distribution de ses isolats a été très proche de ce que nous avons rencontré dans les deux blocs opératoires.

Une distribution aussi approximative de notre série retrouvée (*Cladosporium* 47%, *Penicillium* 20%, *Aspergillus* 7%, *Rhizopus* 7%) a été obtenue par **Perdeli et al.**, durant leur étude dans divers environnements hospitaliers équipés de systèmes de climatisation, d'où leur but est de mesurer le niveau de contamination fongique aéroportée dans ces endroits.

L'ordre de distribution n'est également pas toujours retrouvé comme tel, car le plus souvent le genre *Aspergillus* arrive en première position avec une fréquence allant de 17,5 à 70 %. Cette différence pourrait dépendre des conditions de culture mais également du climat ou de la localisation géographique. (**Diongue, et al., 2015**)

Hong et al. (1999) ont analysé des échantillons d'air de 83 sites hospitaliers et vérifié que les espèces des genres *Cladosporium*, *Penicillium*, *Aspergillus* et *Alternaria* étaient les champignons les plus fréquemment isolés. Ces résultats sont beaucoup plus similaires à notre recherche à l'exception d'*Aspergillus* qui a été présent à de très faible pourcentage (7,5%). Ce dernier point corrobore celle de qui a trouvé une prévalence de 7% au niveau des blocs opératoires.

Ainsi que d'autres recherches faites sur les concentrations de champignons dans l'air intérieur d'une unité d'hôpital pédiatrique ont révélé que *Cladosporium*, *Alternaria*, *Penicillium*, *Aspergillus* et *Acremonium* étaient les genres les plus répandus. (**Ökten, Şen, Asan, & Bahadır, 2015**) Ceci est en accord avec notre étude, bien qu'*Aspergillus* et *Acremonium* fussent également présents à une fréquence plus faible. (**Nascimento, López, Araújo, Araujo, & Filho, 2019**)

Le bloc opératoire doit être en permanence propre pour permettre de travailler dans des conditions d'asepsie rigoureuse à tout moment. (**Direction Générale de la Prévention et de la Promotion de Santé, 2005**) Alors l'existence de espèces légèrement xérophiles comme *Cladosporium*, peuvent être la marque d'une atmosphère poussiéreuse, c'est peut-être dû au non-respect des normes procédurales comme l'ouverture fréquente des portes entre le bloc et l'environnement extérieur.

La présence de moisissures et de levures dans l'air ambiant (sédimentés sur le sol et table d'opération) au niveau de chaque blocs opératoires peut s'expliquer par la mauvaise qualité du bio nettoyage, où biens issus de la flore du personnel et des patients. Ceci rejoint les autres études où il a été démontré que la présence et l'activité du personnel influencent l'aérobiocontamination des salles d'opérations.

IV. Conclusion

Étant donné que l'air peut jouer un rôle central en tant que réservoir de micro-organismes, dans des environnements contrôlés tels que les blocs opératoires. Les spores issues de ces micro-colonies circulent facilement et pourraient être inhalées par les patients et provoquer des infections chez les sujets immunodéprimés.

L'évaluation des profils de contamination fongique dans les hôpitaux peut fournir des informations importantes sur le niveau de concentration fongique dans les hôpitaux et pour le contrôle des infections nosocomiales.

Selon certains auteurs, l'échantillonnage passif (par sédimentation) fournit une évaluation des risques valide car il mesure la partie nocive de la population aéroportée qui tombe sur une surface critique, comme dans la coupe chirurgicale ou sur les instruments des blocs opératoires **(Napoli, Marcotrigiano, & Montagna, 2012)**.

Nos résultats ont montré que les concentrations fongiques étaient élevées et que ces conditions (l'ouverture fréquente des portes, la qualité d'air intérieur) devraient être considérées comme un facteur de risque pour les patients et les autres personnes à l'hôpital.

L'originalité de ce travail, est qu'il apporte une idée générale sur la nature des champignons régnant dans les blocs opératoires. En effet, les différents champignons isolés, dans le présent travail, sont des champignons cosmopolites très répandus à l'état saprophytique dans la nature et dont la propagation pour la majorité d'entre eux se fait au moyen de spores ; leurs impacts nocif est surtout pour les sujets immunodéprimés.

L'interprétation de nos résultats nous mène à revoir le protocole d'entretien de nos blocs, sans oublier la formation, la motivation et la sensibilisation du personnel aux risques liés à la contamination fongiques de l'air.

Cette étude devrait permettre d'attirer l'attention des praticiens hospitaliers et des autorités sanitaires sur l'importance de la surveillance de l'environnement hospitalier dans le cadre de lutte contre les infections fongiques nosocomiales.

Références bibliographiques

- Institute of Medicine. (IOM). (2000). Clearing the air: Asthma and indoor air exposure. Committee on the assessment of asthma and indoor air. *National Academy Press.*, 456.
- (ANOFEL), A. F. (2016, 10 10). *Campus de Parasitologie-Mycologie* . Récupéré sur Université Médicale Virtuelle Francophone: <http://anofel.net/>
- Abid, L. (s.d.). Le bloc opératoire. *support du cours (version pdf)*, 42, 1. UNIVERSITE ALGER 1.FACULTE DE MEDECINE.1ère. POSTGRADUATION.CHIRURGIE GENERALE, Algérie.
- Accoceberry, I. (2011). Introduction à la mycologie, Mycoses, Microsporidioses intestinales, Pneumocystoses: De l'agent infectieux à l'hôte. *Université de Nantes*.
- Adda, G. (2002). Organisation et gestion des blocs opératoires. *Hygiène et sécurité dans les établissements de santé*. Lyon: AFNOR.
- AFSSA. (2009). *Risques liées à la présence de moisissures et levures dans les eaux conditionnées*.
- Al Akoum, M., Duprat, S., Lidove, A., & Rundstadler, Y. (2004). Modélisation aéraulique de salles d'opération. *ITBM-RBM*, 25(2), 107-112.
- Alexopoulos, C. J., Mims, C. W., & Blackwell, M. (1996). *Introductory mycology*. New York: John Wiley and Sons.
- Ancellin, J. (1999). Contribution de l'ingénierie biomédicale à la conception d'un bloc opératoire. *Technique hospitalière*, 637, 44-50.
- Anderson, D. J., Podgorny, K., Berrios-Torres, S. I., Bratzler, D. W., Dellinger, E. P., Greene, L., & Kaye, K. S. (2014). Strategies to prevent surgical site infections in acute care hospitals. *Infection Control & Hospital Epidemiology*, 35(S2), S66-S88.
- (2009). *Avis de l'aspec sur la qualité de l'air au bloc opératoire*. Le magazine de la maîtrise de la contamination.

- Bazin, G., Montefiore, A., Pigeon, J. M., & Seraqui, M. (1999). Evolution de la configuration du bloc opératoire. *Technique hospitalière*, 637, 41-43.
- Benedetto, C. D., Bruno, A., & Bernasconi, E. (2013). Infection du site chirurgical : facteurs de risque, prévention, diagnostic et traitement. *Rev Med Suisse*.
- Bernard. (2011, janvier 06). *Botanique, Les champignons ne sont pas des plantes*. Consulté le juillet 09, 2020, sur Les Jardins du Gué: <https://www.jardinsdugue.eu/les-champignons-ne-sont-pas-des-plantes/>
- Besancenot, J. P., Fonteyne, P. A., Nolard, N., & Berger, U. (2011). *Changement climatique, moisissures aéroportées et risques sanitaires associés*. In Convention 2010 DGS/RNSA.
- Bloc opératoire et risque infectieux. (s.d.). Lausanne: hygiène, prévention et contrôle de l'infection.
- BÖHLKE, M., SOUZA, P. A., MENEZES, A. M., ROTH, J. M., & KRAMER, L. R. (2007). Peritonitis due to *Penicillium* and *Enterobacter* in a patient receiving continuous ambulatory peritoneal dialysis. *The Brazilian Journal of Infectious Diseases*, 11(1), 166-168.
- Botton, B., Breton, A., Fèvre, M., Guy, P. H., Larpent, J. P., & Veau, P. (1990). *Moisissures utiles et nuisibles. Importance industrielle*. Paris: Ed Masson.
- Boulongne, M. (s.d.). Le bloc est un élément de la qualité de la prise en charge. *Profession santé INFIRMIERE*.
- Brücker, G. (1998). *Infections nosocomiales et environnement hospitalier*. Médecine Sciences Publications.
- Buisson, P., Gunepin, F.-X., & Levadoux, M. (2008). Organisation du bloc opératoire. *Encycl Méd Chir*, 15, 44-002.
- Carlile M.J., & S.C, W. (1994). *The fungi*. Academic press eds.
- Castro, A. S., Oliveira, A., & Lopes, V. (2013). Pulmonary phaeohyphomycosis: a challenge to the clinician. *European respiratory review: an official journal of the European Respiratory Society*, 187–188.

- CCLIN. (2006). *RECOMMANDATIONS POUR L'ENTRETIEN DES BLOCS OPERATOIRES*.
- CCLIN. (2016). *surveillance microbiologique de l'environnement dans les établissements de santé*. CCLIN Sud-Ouest.
- CCLIN Sud-Ouest. (2003). *Lutte contre les infections nosocomiales dans les établissements de soins*. Guide pour la formation de nouveaux professionnels en établissements de soins.
- Chabasse, D. (2008). *Classification des champignons d'intérêt médical*. Encycl Méd Chir.
- Chabasse, D., Bouchara, J. P., De Gentile, L., Brun, S., Cimon, B., & Penn, P. (2002). Les moisissures d'intérêt médical. *Cahier de formation*(25), 159.
- Chabasse, D., Guiguen, C., & Contet-Audonneau, N. (1999). *Mycologie médicale* (Vol. 324). Paris: Masson.
- Chow, T., & Yang, X. (2004). Ventilation performance in operating theatres against airborne infection: review of research activities and practical guidance. *J Hosp Infect*, 56, 85-92.
- Chraïbi, f. (2018). la contamination fongique au bloc opératoire. *Thèse du diplôme de docteur en pharmacie*. Rabat, MAROC.
- Combet, M. (2009). *Salles propres*. Le magazine de la maîtrise de la contamination.
- Constans, J., Nicolas, O., Mathieu, A., & Hadou, R. (1990). Le bloc opératoire : Argument concernant la conception architecturale. *Technique hospitalière*, 541, 39.
- Cvetnić, Z., & Pepeljnjak, S. (1997). Distribution and mycotoxin-producing ability of some fungal isolates from the air. *Atmospheric Environment*, 31(3), 491-495.
- Daniau, C., Kauffmann-Lacroix, C., & Castel, O. (1998). L'aérocontamination fongique en milieu hospitalier. *J Mycol Méd*, 8, 139-146.
- De Hoog, G. S. (1996). Risk assessment of fungi reported from humans and animals. *Mycoses*, 39(11-12), 407-417.

- Delarras, C. (2007). *Microbiologie pratique pour le laboratoire d'analyses ou de contrôle sanitaire* (Vol. 654). Edition Lavoisier.
- Desprès, J. (2012). *L'univers des champignons*. Canada: Les presses de l'Université de Montréal.
- Diongue, K., Badiane, A. S., Seck, M. C., Ndiaye, M., Diallo, M. A., Diallo, S., & Ndiaye, D. (2015). Composition qualitative de la flore fongique de l'environnement de 07 services à risque d'infections fongiques au CHU Aristide Le Dantec (Dakar). *Journal de mycologie médicale*, 25(1), e39-e43.
- Direction Générale de la Prévention et de la Promotion de Santé. (2005). *Directives nationales relatives à l'hygiène de l'environnement dans les établissements de santé publics et privés*. Algérie.
- Drillon, S., Frouin, E., Letscher-Bru, V., & Donato, L. (2011). Mycoses de l'enfant. *EM Consulte*, 4-313-A-10.
- El Hassani, N. (2013). Les mycoses :étude d'une série répertoriée au service de parasitologie-mycologie médicale de l'hôpital ibn Sina de Rabat sur une période de 5 ans (2007-2011). (*Doctoral dissertation*). Rabat, Maroc.
- Etzel, R. (2002). Mycotoxins. *Journal of the American Medical Association*, 287(4), 425-427.
- Fagot, L. (2000). *Guide pour la conception et la rénovation des blocs opératoires*.
- Faibis, F., Laporte, C., Fiacre, A., Delisse, C., Lina, G., Demachy, M. C., & Botterel, F. (2005). An outbreak of methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* surgical-site infections initiated by a healthcare worker with chronic sinusitis. *Infection Control & Hospital Epidemiology*, 26(2), 213-215.
- Fischer, G., & Dott, W. (2003). Relevance of Airborne Fungi and their secondary metabolites for environmental, Occupational and Indoor Hygiene. *Archives of Microbiology*, 179(2), 75-82.
- Flieder, F. (2014). Le Centre de recherches sur la conservation des documents graphiques (CRCDG). *La revue pour l'histoire du CNRS*, 11.

- Fournel, L. (2017). Les infections du site opératoire. *Revue francophone de cicatrisation*, 1(2), 20-30.
- Gandjbakhch, I. (2009). Bloc opératoire de la salle d'opération à la plate-forme interventionnelle. *Bulletin de l'Académie nationale de médecine*, 193(4), 981-987. Récupéré sur [https://doi.org/10.1016/S0001-4079\(19\)32538-5](https://doi.org/10.1016/S0001-4079(19)32538-5)
- Giuseppina, C., Christian, N., Caterina, C., Grazia, L., Giancarlo, S., O, D. G., & M, T. M. (2014). Mold contamination in a controlled hospital environment: a 3-year surveillance in southern Italy. *BMC infectious diseases*, 14(1), 595.
- Gould, J. C. (1970). Airborne pathogenic bacteria in a tissue transplant unit. *Academic Press*, 62-67. Récupéré sur [https://scholar.google.com/scholar_lookup?title=Airborne%20pathogenic%20bacteria%20in%20a%20tissue%20transplant%20unit.&author=Gould%20J.C.%20\(1970\)](https://scholar.google.com/scholar_lookup?title=Airborne%20pathogenic%20bacteria%20in%20a%20tissue%20transplant%20unit.&author=Gould%20J.C.%20(1970)).
- Gravesen, S., Nielsen, P. A., Iversen, R., & Nielsen, K. F. (1999). Microfungal contamination of damp buildings--examples of risk constructions and risk materials. *Environmental Health Perspectives*, 107(3), 505-508.
- Grossi, P. A., Biancofiore, G., Carafiello, G., De Gasperi, A., & Venditti, M. (2011, July). Italian guidelines for diagnosis, prevention, and treatment of invasive fungal infections in solid organ transplant recipients. *In Transplantation proceedings*, 43(6), 2463-2471.
- Hajjar, J., Aggoune, M., Andremont, A., Fabry, J., Gehanno, J. F., & Léger, C. (2010). Surveiller et prévenir les infections associées aux soins. *Hygiènes*, 175.
- Halewyn, M. A. (2002). Les risques à la santé associés à la présence de moisissures en milieu intérieur: rapport scientifique. Laboratoire de santé publique du Québec; Institut national de santé publique du Québec; Direction des risques biologiques, environnementaux et occupationnels: Institut national de santé publique Québec.
- HALIMA, B. I. (2019, 02 16). *LinkedIn Corporation © 2020*. Récupéré sur LinkedIn SlideShare: <https://fr.slideshare.net/nanoupharmalile/introduction-a-la-mycologie-medicale-dr-benlaribi-imane-halima>

- Hanane, T. C. (2020, 05). Etude de la contamination fongique de matériel médico-chirurgical. *Mémoire de fin d'études*. Sidi Bell Abbès, Algérie.
- HARTEMANN, P. P. (2004). *La Société Française d'Hygiène Hospitalière est heureuse et fière de vous présen.*
- Haurt, C. (2011, avril 8). Le traitement de l'air en milieu hospitalier, Place des unités mobiles:expérience en Oncologie pédiatrique au CHU de Poitiers. (*doctoral dissertation*), 154, 11. Poitiers.
- HEPHAISTOS. (1998-1999). *DEMARCHE QUALITE EN STERILISATION RECUEIL DE PROCEDURES*.
- Herman, L. G. (1980). ASPERGILLUS IN PATIENT CARE AREAS. *Annals of the New York Academy of Sciences*, 353, 140-146. doi:<https://doi.org/10.1111/j.1749-6632.1980.tb18916.x>
- Honnart-Thomas, M. (2004). Apport de l'hygiène dans la qualité des soins en bloc opératoire d'ophtalmologie. *Journal français d'ophtalmologie*, 27, 424-428.
- Honnart-Thomas, M. (2004). Apport de l'hygiène dans la qualité des soins en bloc opératoire d'ophtalmologie. *Journal francais d'ophtalmologie*, 27, 424-428.
- Horner, W. E., Worthan, A. G., & Morey, P. R. (2004). Air-and dustborne mycoflora in houses free of water damage and fungal growth. *Applied and environmental Microbiology*, 6394-6400.
- Horré, R., Symoens, F., Delhaes, L., & Bouchara, J.-P. (2010). Fungal respiratory infections in cystic fibrosis: a growing problem. *Sabouraudia*, 48(Supplement_1), S1-S3.
- hygiène et climatisation dans l'hospitalier. (2011). *le portail expert de la performance énergétique*, 3.
- INSPQ. (2002). Les risques la santé associés la présence de moisissures en milieu intérieur. *Montréal : Institut national de santé publique du Québec*. Récupéré sur http://www.inspq.qc.ca/pdf/publications/127_RisquesMoisissuresMilieuInterieurResume.pdf.

- Jennings, D. H., & Lysek, G. (1996). *Fungal biology: understanding the fungal lifestyle*. Bios Scientific Publishers Ltd.
- Katial, R. K., Zhang, Y., Jones, R. H., & Dyer, P. D. (1997). Atmospheric mold spore counts in relation to meteorological parameters. *International Journal of Biometeorology*, 41(1), 17-22.
- Kelsen, S. G., & McGuckin, M. (1980). The Role of Airborne Bacteria in the Contamination of Fine Particle Nebulizers and the Development of Nosocomial Pneumonia. *Annals of the New York Academy of Sciences*, 353, 218-229. doi:https://ui.adsabs.harvard.edu/link_gateway/1980NYASA.353..218K/doi:10.1111/j.1749-6632.1980.tb18925.x
- KEMP, P. (2015). Si l'histoire des blocs opératoires m'était contée. *Pole ressources du Patrimoine Hospitalier et Médical du Nord*, 2.
- Kirk, P., Cannon, P., David, J., & Stalpers, J. (2001). *Ainsworth and Bisby's Dictionary of the Fungi: 9th edition*. UK: CABI Publishing.
- Lamrani, N. (2005). Aérocontamination fongique à l'hôpital. (*Thèse de pharmacie*)(1), 129. faculté de médecine et de pharmacie de rabat.
- Lhotelier, L. (2010). asepsie au bloc opératoire.
- Li, C.-S., & Hou, P.-A. (2003). Bioaerosol characteristics in hospital clean rooms. *Sci Total Environ*, 305, 169-176. doi:[https://doi.org/10.1016/s0048-9697\(02\)00500-4](https://doi.org/10.1016/s0048-9697(02)00500-4)
- Lidwell, O. M. (1983). Airborne contamination of wounds in joint replacement operations: the relationship to sepsis rates. *J Hosp Infect*, 2, 111-131.
- Lugauskas, A., Sveistyte, L., & Ulevicius, V. (2003). Concentration and species diversity of airborne fungi near busy streets in Lithuanian urban areas. *Annals of agricultural and environmental medicine: AAEM*, 10(2), 233-239.
- Lutz, B. D., Jin, J., Rinaldi, M. G., Wickes, B. L., & Huycke, M. M. (2003). Outbreak of invasive *Aspergillus* infection in surgical patients, associated with a contamination. *Clinical Infectious Diseases*, 37(6), 786-793.

- Lyatim, S. (2008). Moisissures d'intérêt médical Etude récente prospective au laboratoire de parasitologie et mycologie à l'hôpital d'enfants de rabat : (A propos de 133 prélèvements. (*doctoral dissertation*). Récupéré sur <http://hdl.handle.net/123456789/14548>
- Masson, E. (Éd.). (1996). *LES MYCOSES HUMAINES. : Démarche diagnostic*.
- Méheust, D. (2012). Exposition aux moisissures en environnement intérieur: méthodes de mesure et impacts sur la santé . (*Doctoral dissertation*). Université Rennes.
- Metahni, A. (2012, Décembre 21). Déposition et Réenvol de Spores Fongiques:Contribution à la Compréhension du Risque Nosocomial Aérotransmis. (*doctoral dissertation*). Lyon.
- Migaud, H., Senneville, E., Gougeon, F., Marchetti, E., Amzallag, M., & Laffargue, P. (2005). Risque infectieux en chirurgie orthopédique. *Encycl Méd Chir*, 15, 44-005.
- Mirhoseini, S. H., Didehdar, M., Akbari, M., Moradzadeh, R., Jamshidi, R., & Torabi, S. (2020). Indoor exposure to airborne bacteria and fungi in sensitive wards of an academic pediatric hospital. *Aerobiologia*, 1-8.
- Mitakakis, T. Z., & Guest, D. I. (2001). A fungal spore calendar for the atmosphere of Melbourne, Australia, for the year 1993. *Aerobiologia*, 171-176.
- Mousny, F. (2000). Maintenance des installations de traitement d'air. *Technique hospitalière*, 652, 33-43.
- Napoli, C., Marcotrigiano, V., & Montagna, M. T. (2012). Air sampling procedures to evaluate microbial contamination: a comparison between active and passive methods in operating theatres. *BMC Public Health*, 12(1), 594.
- Nascimento, J. P., López, A. M., Araújo, M. A., Araujo, L. A., & Filho, E. A. (2019). Airborne Fungi in Indoor Hospital Environments. *International Journal of Current Microbiology and Applied Sciences*, 8(1), 2749-2772. doi:<https://doi.org/10.20546/ijcmas.2019.801.291>
- Nicklin, J., Graeme-Cook, K., Paget, T., & Killington, R. A. (1999). Control of bacterial infection. Instant Notes in Microbiology. London: Bios scientific publishers, 176-179.

- Nieguitsila, A. (2008). Évaluation de l'aérocontamination fongique dans les environnements intérieurs. (*Doctoral dissertation*, 189. Paris Est.
- Ökten, S., Şen, B., Asan, A., & Bahadir, N. (2015). Airborne microfungi in oncology service of medical school hospital of Trakya University. *Indoor and Built Environment*, 24(6), 771-776.
- OSHIKATA, C. T., SAITO, A., WATANABE, M., KAMATA, Y., TANAKA, M., TSUBURAI, T., . . . AKIYAMA, K. (2013). Fatal pneumonia caused by *Penicillium digitatum*: a case report. *BMC Pulmonary Medicine*, 13, 13-16.
- Partridge-Hinckley, K., Liddell, G. M., Almyroudis, N. G., & Segal, B. H. (2009). Infection control measures to prevent invasive mould diseases in hematopoietic stem cell transplant recipients. *Mycopathologia*, 168(6), 329-337.
- Peláez, T., Muñoz, P., Guinea, J., & Valerio, M. (2012). Outbreak of invasive aspergillosis after major heart surgery caused by spores in the air of the intensive care unit. *Clinical Infectious Diseases*, 54(3), 24-31. doi:<https://doi.org/10.1093/cid/cir771>
- Pepeljnjak, S., & Šegvić, M. (2003). Occurrence of fungi in air and on plants in vegetation of different climatic regions in Croatia. *Aerobiologia*, 19(1), 11-19.
- Pulito, M. (1985). Réflexion sur la prévention de l'infection hospitalière en chirurgie cardiaque. (*Thèse de médecine*)(1), 96. Lyon, faculté de médecine Alexis-Carrel, Université Claude-Bernard.
- PYC (Éd.). (2009). Salle propre. 61. Paris: SA. Consulté le 08 12, 2020, sur https://www.sf2h.net/wp-content/uploads/2009/05/ASPEC_avis-qualite-air-bloc-operatoire-2009.pdf
- Rainer, J., Peintner, U., & Poder, R. (2001). Biodiversity and concentration of airborne fungi in a hospital environment. *Mycopathologia*, 149, 87-97. doi:<https://doi.org/10.1023/a:1007273131130>
- Ripert, C. (2013). *Mycologie Médicale*. Lavoisier, Paris: Tec & doc.
- Roquebert, M. (1997). Les moisissures: nature, biologie et contamination.

- Rouxel, F., & Davet, P. (1997). *Détection et isolement des champignons du sol* (Vol. 201). France: Edition Quae.
- Rundstadler, Y. (2002). Lutter contre la contamination au bloc opératoire. *ITBM-RBM*, 23(3), 180-185.
- Rylander, R. (1999). Indoor Air-Related Effects and Airborne (1--> 3)-beta-D-Glucan. *Environmental Health Perspectives*, 107(3), 501.
- Sautour, M., Sixt, N., Dalle, F., L'Ollivier, C., & Fourquenot, V. (2009). Profiles and seasonal distribution of airborne fungi in indoor and outdoor environments at a French hospital. *Science of the Total Environment*, 407, 3766–3771.
- Savy, A. (2005). Evaluation de la connaissance du risque fongique en milieu hospitalier. (*doctoral dissertation*). Ecole nationale de la santé publique.
- Schleibinger, H., Laussmann, D., Bornehag, C., Eis, D., & Rueden, H. (2008). Microbial Volatile Organic Compounds in the Air of Moldy and mold-free indoor environments. *Indoor Air*, 18(2), 113-124.
- Segvić Klarić, M., & Pepeljnjak, S. (2006). A year-round aeromycological study in Zagreb area, Croatia. *Ann Agric Environ Med*, 13(1), 55-64.
- Sirbou, A. (2011). Aérocontamination fongique au bloc opératoire de l'HMIMV-RABAT. (*Doctoral dissertation*).
- Squinazi, F. (2003). Désinfection par voie aérienne : une pratique déclinante à l'Hôpital. *Centre de documentation et d'information pharmaceutique de la pharmacie centrale des HCL(200)*, 39-40.
- Stellman, J. M. (2000). *Encyclopédie de sécurité et de santé au travail* (Vol. 2). International Labour Organization.
- Sutton, D. A., Fothergill, A. W., & Rinaldi, M. G. (1998). *Guide to clinically significant fungi*. Williams & Wilkins.
- Tabuc, C. (2007). Flore fongique de différents substrats et conditions optimales de production des mycotoxines. (*Doctoral dissertation*), 190. L'université de bucarest.

- Tasic, S., & Tasic, N. M. (2007). Cladosporium ssp. Cause of Opportunistic Mycoses. *Acta Fac Med Naiss*, 15-19.
- Thierry, P. (2009). Installations de traitement d'air et gestion du risque environnemental. *Technique hospitalière*, 717, 29-34.
- Troill, N., & Zanetti, G. (2002). L'infection du site opératoire : une complication hospitalière qui concerne le médecin de premier recours. *Rev Med Suisse*.
- Université médicale virtuelle francophone (UMVF). (2008). Organisation du bloc opératoire. *Support de cours (version PDF)*, 45. France.
- Verhoeff, A., & Burge, H. (1997). Health risk assessment of fungi in home environments. *Annals of Allergy, Asthma&Immunology*, 87(6), 544-554.
- Vieira, M. R., Milheiro, A., & Pacheco, F. A. (2001). Phaeohyphomycosis due to Cladosporium cladosporioides. *Medical mycology: official publication of the International Society for Human and Animal Mycology*, 135–137.
- YE, F., LUO, Q., ZHOU, Y., XIE, J., ZENG, Q., CHEN, G., . . . CHEN, R. (2015). Disseminated penicilliosis marneffeii in immunocompetent patients: a report of two cases. *Indian Journal of Medical Microbiology*, 33(1), 161-165.
- Zerdani, A., Aissaoui, I., Benzekri, I., Diabi, A., Mansour, S., & Moulahem, T. (2017). Etude environnementale fongique au niveau du service d'hématologie du CHU Constantine. *2ème JournéeFranco-Maghrébine201*.

Annexes

Annexe 01 : Renseignements généraux sur les deux blocs opératoires

❖ **Le Centre Hospitalo-Universitaire Hassani Abdelkader**

Construit en 1936 ; Hôpital Civil de Sidi Bel Abbès dont la superficie est estimée à 07 hectares dont 13.566m² Bâti) n'a pas changé. Il fut érigé en secteur sanitaire au lendemain de l'indépendance.

Il prenait en charge déjà en 1962 la population des régions du sud et de l'ouest de L'Oranais avec l'aide d'une coopération médicale étrangère.

A partir de 1984 ; le Secteur Sanitaire obtient la vocation universitaire date à partir de laquelle il engloba l'hôpital proprement dit ainsi que toutes les structures hospitalières de la wilaya à savoir : la maternité et les secteurs sanitaires.

❖ **Chirurgie Pédiatrique**

Le service est une ancienne structure de l'urgence médico-chirurgicale réaménagée l'année 2004-2005. Date de l'inauguration de l'activité au niveau du service premier trimestre 2005.

- Le plateau technique est constitué de : Deux salles opératoires

A : destinée à la chirurgie traumatologique et orthopédique pédiatrique.

B : destinée : à la chirurgie viscérale et urologique pédiatrique.

- Une salle de pré stérilisation.
- Une salle de réveil.
- Une salle de réanimation postopératoire.
- Nombre de lits d'hospitalisation : 20 lits réparti en 4 salles de 05lits.
- Nombre de lits de réanimation chirurgicale : 5 lits
- Nombre de lit de réveil : 1 lit
- Unités du service
- Chirurgie urologique
- Chirurgie viscérale et Thoracique
- Chirurgie Néonatale
- Chirurgie Orthopédique, traumatologique et réparatrice infantile

❖ **Chirurgie générale**

- Unités du service
- Opérateur et Postopérateur
- Vasculaire
- Digestive et Chirurgie Générale
- Chirurgie laparoscopique
- Chirurgie Thoracique
- Consultations
- Nombre de lits : 57

Annexe 02 : Quelques sites de prélèvements



Figure 24: quelques sites de prélèvements du CG



Figure 25: quelques sites de prélèvements du CCI

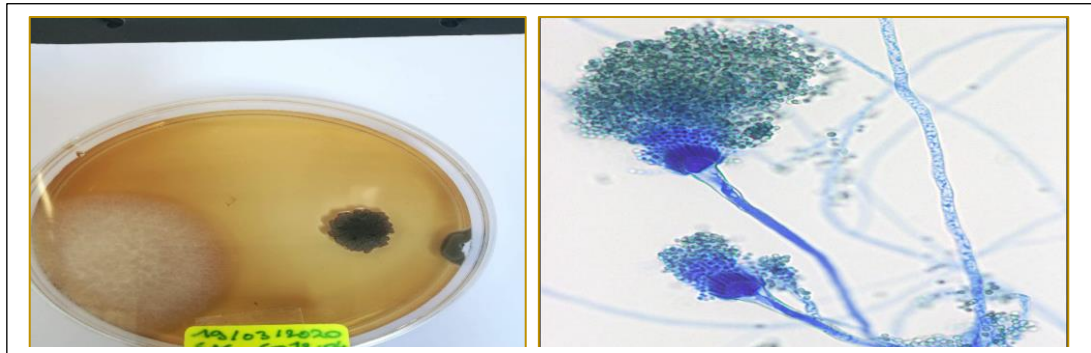


Figure 27: *Aspergillus fumigatus* Aspect macroscopique sur gélose au Sabouraud (gauche) (Photo du laboratoire de Parasitologie Mycologie, CHU Hassani Abdelkader) et aspect microscopique avec tête aspergillaire (droite) (INSPQ).



Figure 26: *Penicillium sp* Aspect macroscopique sur gélose au Sabouraud (gauche) (Photo du laboratoire de Parasitologie Mycologie, CHU Hassani Abdelkader) et aspect microscopique avec un verticille et des conidies (droite) (INSPQ).

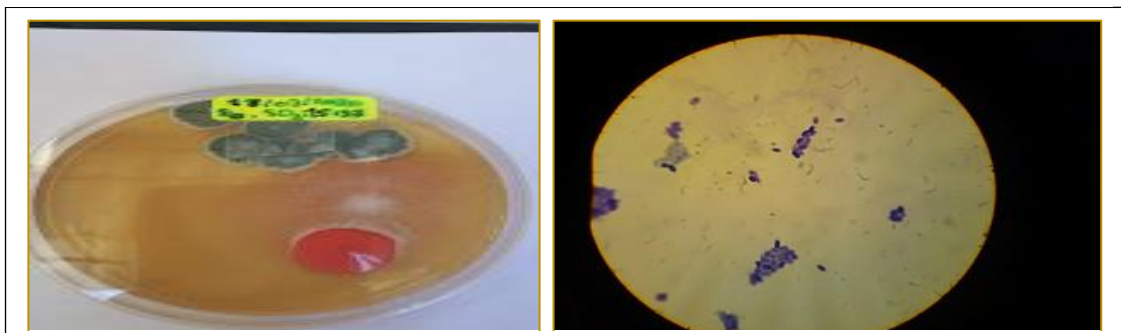


Figure 28: *Rhodotorula sp* Aspect macroscopique sur gélose au Sabouraud (gauche) (Photo du laboratoire de Parasitologie Mycologie, CHU Hassani Abdelkader) et aspect microscopique, coloration simple au violet de cristal. Flickr

Annexe 03 : Photos de quelques résultats obtenus

Annexes 04 : Composition des milieux de cultures

Tableau 25: composition des milieux de cultures utilisées

Milieu Sabouraud-Agar	Sabouraud -Chloramphénicol (SABC)
Glucose.....20,0g. Peptone.....10,0g. Agar.....20,0g. Eau distillée.....1000ml. PH=6	Néo-peptone Difco.....10g Glu.....20g Agar.....20g Eau distillée.....1000ml Chloramphénicol.....0,5g PH=6 -6.5
Milieu Rice-cream	Milieu urée Indole
Crème de riz.....10g Tween 80.....10ml Agar14g Eau distillé.....1000ml PH=6.5	l-tryptophane.....0.3g Kh ₂ PO ₄0.1g K ₂ HPO ₄0.1g NaCl.....0.5g Urée.....2g Alcool à 95°.....1ml Rouge de phénol à 1%.....0.25ml Eau distillée.....100ml PH (25C°) = 6.8

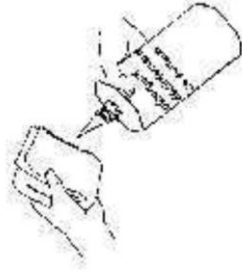
Préparation : Milieux prêts à l'emploi

Techniques de dé poussié rage

Tableau 26: Techniques générales de dé poussié rage appliquées au bloc opératoire

	ESSUYAGE HUMIDE DES SURFACES	BALAYAGE HUMIDE	NETTOYAGE PAR ASPIRATION
DEFINITION	Opération qui consiste à enlever d'une surface autre que le sol des salissures en évitant de les remettre en suspension dans l'air	Opération de récupération des salissures non adhérentes sur les sols secs et lisses	Opération de récupération des particules déposées sur des revêtements (sol et parois) durs, souples ou textiles grâce à la dépression d'un appareil électrique
OBJECTIF	Eliminer les souillures Abaisser le niveau de contamination	Eliminer jusqu'à 90% des poussières en limitant leur mise en suspension dans l'air Abaisser le niveau de contamination	Dé poussié rer les surfaces lorsque le balayage humide est impossible. L'aspiration de l'eau sera traitée dans le cadre du traitement des sols (décapage mouillé)
MATERIEL	Articles d'essuyage :	- Balai trapèze	Aspirateur à poussières muni :

	<ul style="list-style-type: none"> - chiffonnettes à usage unique à imprégner d'une solution détergente-désinfectante - chiffonnettes ou lavettes réutilisables à imprégner de solution détergente-désinfectante - lingettes pré-imprégnés de détergent désinfectant à usage unique 	<ul style="list-style-type: none"> - Gazes de préférence à usage unique, pré-imprégnées ou non 	<ul style="list-style-type: none"> - de sacs récupérateurs en papier exclusivement - de suceurs adaptés aux différentes opérations - d'un système de filtration de haute efficacité pour un usage en zones 3 ou 4
TECHNIQUE	<ul style="list-style-type: none"> - Essuyer en un seul passage avec une "chiffonnette" pliée en quatre - Laisser sécher - Procéder du propre vers le sale et du haut vers le bas - Changer de "chiffonnette" entre chaque zone 	<ul style="list-style-type: none"> - Eliminer au préalable les gros déchets solides ou liquides - Fixer la gaze sur le support - Refermer soigneusement le sachet de gazes pré-imprégnées pour éviter leur dessèchement - Pratiquer un détournage préalable le long des plinthes dans la mesure du possible 	<ul style="list-style-type: none"> - Commencer par l'entrée de la zone - Aspirer par bandes régulières en décrivant des mouvements de va et vient - Faire chevaucher les passages



- Balayer "au poussé" pour les surfaces non encombrées ou les couloirs (voir schéma)
- Balayer "à la godille" pour les surfaces encombrées ou réduites (voir schéma)
- Ne jamais soulever le balai ni effectuer de marche arrière en cours d'utilisation
- Changer impérativement de gazes à chaque zone et plus si nécessaire
- Dégager la gaze du balai sur le seuil du local sans le soulever
- Enfermer les salissures en repliant la gaze
- Evacuer la gaze à usage unique dans l'emballage Déchets Assimilés aux Ordures ménagères (DAOM)

<p>ENTRETIEN DU MATERIEL</p>	<ul style="list-style-type: none">- Envoi quotidien des chiffonnettes réutilisables en blanchisserie- Entretien quotidien des flacons ou pulvérisateurs	<ul style="list-style-type: none">- Nettoyer le balai avec une chiffonnette imprégnée de détergent-désinfectant du manche vers la semelle une fois par jour au minimum- Réaliser un nettoyage approfondi par trempage et brossage de la semelle	<ul style="list-style-type: none">- Débrancher l'aspirateur- Dépoussiérer par essuyage humide l'extérieur de l'appareil et le cordon électrique en l'enroulant au fur et à mesure
---	--	--	--

Techniques de lavage des sols - Lavage Manuel

Préalable : en règle générale toute opération de lavage sera précédée d'un balayage humide

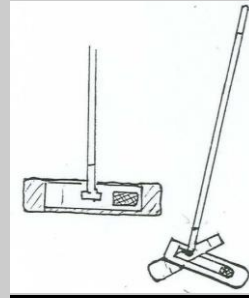
Tableau 27: Techniques générales du lavage Manuel appliquées au bloc opératoire

	BALAI DE LAVAGE A PLAT	BALAI RESERVOIR (ou applicateur)
DEFINITION	Action chimique et mécanique permettant d'éliminer les salissures adhérentes sur les sols lavables (sols souples, sols durs)	
OBJECTIFS	- Obtenir une propreté visuelle - Obtenir une propreté microbiologique en réduisant le nombre de micro-organismes présents sur les sols	
MATERIEL	- Manche aluminium - Support articulé recevant la frange - Bandeaux coton ou polyester-coton - Bandeaux microfibres - Bandeaux de lavage à usage unique	- Manche aluminium ou plastique - Réservoir plastique contenant la solution détergente désinfectante - Système d'écoulement de la solution jusque dans la semelle - Semelle trapézoïdale

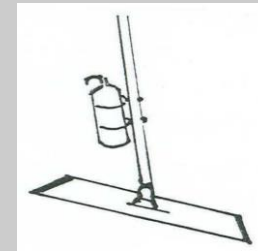
		<ul style="list-style-type: none"> - Bandeau de lavage polyester-coton ou microfibres - Bandeaux de lavage à usage unique
<p>PRODUIT EQUIPEMENT COMPLEMENTAIRE NECESSAIRE</p>	<ul style="list-style-type: none"> - Détergent ou détergent désinfectant à programmer en alternance <p>Chariot de lavage équipé de :</p> <ul style="list-style-type: none"> - 2 seaux de couleurs différentes - 1 presse <p style="text-align: center;">OU</p> <ul style="list-style-type: none"> - 1 bac de trempage avec grille d'égouttage 	<ul style="list-style-type: none"> - Détergent ou détergent désinfectant à programmer en alternance
<p>TECHNIQUE</p>	<p>Si : chariot équipé de 2 seaux et d'une presse</p> <ul style="list-style-type: none"> - Prévoir un bandeau par salle ou zone - Procéder comme pour un balayage avec balai Faubert 	<p>Prévoir un bandeau par salle ou zone</p> <ol style="list-style-type: none"> 1. Verser dans le réservoir la solution détergente ou détergente désinfectante préalablement préparée 2. Faire écouler la solution détergente ou détergente désinfectante sur le devant

	<p>Si : chariot équipé d'un bac de trempage avec grille d'égouttage</p> <ul style="list-style-type: none"> - Prévoir un bandeau par salle ou zone <ol style="list-style-type: none"> 1. Tremper le bandeau dans le bac contenant la solution détergente désinfectante ou détergente 2. L'égoutter sur la grille 3. Laver le sol en godillant 	<p>de la semelle ou dans la semelle à l'aide du bouton</p> <ol style="list-style-type: none"> 3. Laver le sol en godillant
<p>ENTRETIEN DU MATERIEL</p>	<p style="text-align: center;"><u>Chaque jour</u></p> <ul style="list-style-type: none"> - Nettoyer-désinfecter balai et chariot de lavage - Envoyer les bandeaux réutilisables à la blanchisserie 	<p style="text-align: center;"><u>Chaque jour</u></p> <ul style="list-style-type: none"> - Vider le réservoir et le rincer - Nettoyer-désinfecter manche et semelle - Envoyer les bandeaux de lavage réutilisables à la blanchisserie
<p>REMARQUES</p>	<ul style="list-style-type: none"> - Méthode ergonomique et économique (consommation d'eau et de produits) - Bonne maniabilité 	<ul style="list-style-type: none"> - Assez maniable - Application d'une solution détergente désinfectante toujours propre

- Bon effet mécanique
- Solution de lavage toujours propre
- Nécessite un lavage en blanchisserie



- Adapté particulièrement dans les zones 3 et 4 et sur de petites surfaces
- Non adapté au nettoyage des surfaces très souillées



Techniques de lavage des sols - Lavage Mécanisé

Préalable : En règle générale toute opération de lavage mécanique sera précédée d'un balayage humide.

Tableau 28: Techniques générales du lavage mécanisé appliquées au bloc opératoire

	MONOBROSSE	AUTOLAVEUSE
DEFINITION	Action chimique et mécanique (à l'aide d'une machine) permettant d'éliminer les salissures adhérentes sur les sols lavables (souples et durs)	
OBJECTIF	Réaliser un nettoyage approfondi en éliminant les salissures adhérentes et le biofilm	
PRINCIPE	- Réalisation de travaux de récurage approfondi grâce à un effet mécanique prépondérant par friction rotation, conjugué à la pression exercée par la machine	- Lavage mécanisé qui combine l'action de la monobrosse et de l'aspirateur à eau avec une seule machine
MATERIEL	<ul style="list-style-type: none">- Monobrosse » 150 à 200 t/mn équipée d'un réservoir à eau- Disques ou brosses de lavage adaptés au revêtement- Aspirateur à eau	<ul style="list-style-type: none">- Autolaveuse à câble ou à batteries de différentes tailles et puissances suivant le local à nettoyer- Disques ou brosses de lavage adaptés au revêtement- Système de lavage manuel si besoin

	- Balai frottoir articulé	
PRODUIT	- Détergent non moussant	- Détergent non moussant
TECHNIQUE	<ul style="list-style-type: none"> - Dégager la salle ou la zone de tout mobilier - Protéger le bas des meubles - Passer la monobrosse - Travailler les angles de la salle ou la zone au frottoir de sol - Récupérer la solution sale à l'aide de l'aspirateur à eau en commençant par la partie la plus proche de soi et en progressant vers le fond - Rincer si besoin avec la méthode de lavage habituelle - Laisser sécher puis remettre la salle ou la zone en ordre 	<p>Préparation de la machine :</p> <ul style="list-style-type: none"> - Vérifier la charge des batteries - Remplir le réservoir d'eau propre - Mettre le produit correctement dosé - Mettre les disques ou les brosses en fonction de la nature des sols - Installer le suceur <p>Méthode directe :</p> <ul style="list-style-type: none"> - Laver et aspirer simultanément en un passage - Commencer par les bordures et finir par le centre de la salle ou de la zone - Finir les bords et les angles par un lavage manuel
ENTRETIEN DU	<ul style="list-style-type: none"> - Cf. notice du fabricant - Vider le réservoir de la monobrosse 	<ul style="list-style-type: none"> - Cf. notice du fabricant - Vidanger la machine, eau propre et eau sale

MATERIEL	<ul style="list-style-type: none">- Nettoyer la brosse ou le disque- Vider la cuve de l'aspirateur à eau, la nettoyer et ranger ouvert- Essuyer l'extérieur des machines- Essuyer et enrouler les câbles	<ul style="list-style-type: none">- Nettoyer :- les bacs- le suceur- les disques ou les brosses- Essuyer l'extérieur de la machine- Essuyer et enrouler les câbles- Remettre en charge les batteries
-----------------	---	--

Technique d'entretien par la vapeur ½

Tableau 29: Techniques générales d'entretien par la vapeur appliquée au bloc opératoire

OBJECTIF	Nettoyer sol, surfaces, matériaux et équipements
PRINCIPE	<ul style="list-style-type: none">-La vapeur est un gaz qui réunit en un seul temps une activité détersive et biocide (effets conjugués de la température, de la pression)-La vapeur est un gaz au pouvoir nettoyant très performant ; elle agit comme un tensio-actif qui dissout les graisses et nettoie en profondeur
MATERIEL	<ul style="list-style-type: none">-Appareil à production de vapeur d'eau à haute température (120° à 160°), à haute pression (4 à 6 bars) muni ou non d'un dispositif d'aspiration-Articles d'essuyage si pas d'aspiration, de préférence en microfibres-Accessoires adaptés aux surfaces à nettoyer
PRODUIT	Absence de produit en entretien quotidien. Un détergent peut être utilisé en cas d'entretien particulièrement difficile.
TECHNIQUE	<p>Préparation de l'appareil :</p> <ul style="list-style-type: none">- remplir le réservoir d'eau chaude de préférence (temps de mise en chauffe de quelques minutes)- brancher l'appareil

	<ul style="list-style-type: none"> - purger une fois chaud - vérifier la propreté des accessoires - procéder au balayage humide si utilisation sur le sol - adapter l'accessoire à la surface à nettoyer - appliquer la vapeur au plus près de la surface ou du matériel à nettoyer - essuyer la surface ou le matériel si l'appareil ne possède pas l'aspiration
<p style="text-align: center;">ENTRETIEN DU MATERIEL</p>	<ul style="list-style-type: none"> - nettoyer les accessoires après usage - vidanger l'appareil une fois par semaine à une fois par mois selon la fréquence d'utilisation et la dureté de l'eau - détartrer en fonction de la dureté de l'eau - vider, nettoyer la cuve de l'aspirateur après chaque utilisation